



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة محمد البشير الإبراهيمي برج بوعريريج
Université Mohamed El Bachir El Ibrahimi B.B.A.
كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الارض والكون
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers
قسم العلوم البيولوجية
Département des Sciences Biologiques



Mémoire

En vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie

Intitulé

**Dosage des composés phénoliques et activité
antioxydante de la partie blanche du poireau cultivé**

Présenté par : GUETTOUCHE Radia
ISSAAD Ghada

Devant le jury :

Président :	M. J. BELLIK	MCA (Université de Bordj Bou Arréridj)
Encadrant :	M ^{me} F. FELLAH	MCA (Université de Bordj Bou Arréridj)
Examineur :	M ^{me} Z. BENOUADAH	MCB (Université de Bordj Bou Arréridj)

Année universitaire : 2019/2020

REMERCIEMENTS

Avant toute chose, nous remercions le bon Dieu le tout puissant pour nous avoir donné la force, le courage, la volonté et surtout la patience pour pouvoir réaliser ce travail.

Nos plus vifs remerciements vont à M. Juba BELLIK, Maître de Conférences classe A, d'avoir accepté de présider le jury et d'évaluer ce travail.

Nous tenons à exprimer notre profonde reconnaissance et gratitude et nos remerciements les plus sincères à notre encadrant M^{me} Fahima FELLAH, Maître de Conférences classe A, pour avoir toujours réussi à se rendre disponible qu'on nous avons besoin d'elle, pour ses conseils, ses qualités humaines et scientifiques, ses encouragements qui nous ont permis de mener à bon terme ce travail et pour les précieuses corrections apportées à ce manuscrit, mais également pour son humeur quotidien et sa simplicité.

Nous adressons aussi nos profonds remerciements à Mme Zohra BENOUDAH, Maître de Conférences classe B, qui nous fait l'honneur d'examiner et de discuter ce travail.

La durée d'expérimentation n'aurait pas été supportable sans les encouragements et la bonne humeur des membres de l'équipes du laboratoire dont nous tenons à remercier très chaleureusement M. Nacer Eddine MAKHOUKH et M^{me} Sabrina DJEMOUI et toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Nos remerciements vont également à tous les enseignants de la faculté SNV, qui ont contribué à notre formation durant tout notre cursus universitaire.

Pour finir, nous tenons à remercier nos familles pour leur aide, leurs encouragements, leurs conseils et leurs avis qui nous ont permis de rédiger ce travail dans des bonnes conditions.

Dédicaces

Nous dédions ce mémoire :

À nos parents pour leur support, leur amour inconditionnel et leurs encouragements. Que dieu leur procure bonne santé et longue vie.

À nos frères et sœurs pour leurs encouragements permanents, et leur soutien moral.

À toute personne de nos familles pour leur soutien tout au long de notre parcours universitaire.

À tous nos amis de notre promotion « Master II Biochimie ».

À toute personne qui nous a aidé, qui nous a fait confiance et nous a donné l'esprit ouvert et le courage pour réaliser ce travail.

À tous ceux qui nous sont chers et que nous n'avons pas cités.

TABLE DES MATIERES

Remerciements

Dédicaces

Table des matières

Abréviations, symboles & conventions

Liste des figures

INTRODUCTION	1
CHAPITRE I. Recherche bibliographique	3
I.1. Généralités sur le poireau cultivé.....	3
I.1.1. Description botanique et classification.....	3
I.1.2. Culture.....	3
I.1.3. Utilisations du poireau cultivé.....	4
I.2. Radicaux libres et stress oxydant.....	5
I.2.1. Radicaux libres.....	5
I.2.2. Espèces réactives de l'oxygène (ERO).....	5
I.2.3. Production des radicaux libres.....	6
I.2.3.1. Production intracellulaire.....	6
I.2.3.2. Production extracellulaire.....	7
I.2.4. Stress oxydant.....	8
I.2.4.1. Définition.....	8
I.2.4.2. Conséquences de stress oxydant.....	8
I.3. Antioxydants.....	9
I.3.1. Définition.....	9
I.3.2. Classification des antioxydants.....	9
I.3.2.1. Antioxydants endogènes.....	9
I.3.2.2. Antioxydants exogènes.....	10

CHAPITRE II. Matériel et méthodes	14
II.1. Matériel végétal.....	14
II.2. Préparation de la poudre.....	15
II.2.1. Séchage.....	15
II.2.2. Broyage.....	15
II.2.3. Tamisage.....	15
II.3. Extraction.....	16
II.4. Dosage des polyphénols totaux.....	16
II.5. Activité antioxydante.....	17
II.5.1. Activité antioxydante totale (TAC).....	17
II.5.2. Détermination du pouvoir réducteur.....	17
II.5.3. Piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényle-1-picrylhydrazyl).....	18
II.5.4. Test de blanchiment du β -carotène.....	18
II.6. Analyse statistique.....	19
CHAPITRE III. Résultats et discussion	20
III.1. Résultats.....	20
III.1.1. Teneur en polyphénols totaux.....	20
III.1.2. Activité antioxydante.....	21
III.1.2.1. Activité antioxydante totale.....	21
III.1.2.2. Pouvoir réducteur de fer.....	22
III.1.2.3. Piégeage du radical libre DPPH.....	23
III.1.2.4. Blanchissement du β -carotène.....	24
III.2. Discussion.....	25
CONCLUSION ET PERSPECTIVES	30
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	31
RESUMES	

Abréviations, symboles & conventions

μl	: Microlitre
μm	: Micromètre
μM	: Micromole
ADN	: Acide désoxyribonucléique
ANOVA	: Analyse de variance (Analysis of variance)
BHA	: Hydroxyanisole butylé
DPPH	: 2,2- diphényle-1-picrylhydrazyl
EAG	: Equivalant Acide Gallique
ERO	: Espèces Réactives Oxygénées
Fe^{2+}	: Fer ferreux
Fe^{3+}	: Fer ferrique
FeCl_3	: Chlorure de fer (III)
FRAP	: Ferric Reducing antioxidant power
g	: Gramme
H_2O_2	: Peroxyde d'hydrogène
HOCl	: Acide hypochloreux
$\text{H}_3\text{PMO}_{12}\text{O}_{40}$: Acide phosphomolybdique
$\text{H}_3\text{PW}_{12}\text{O}_{40}$: Acide phosphotungstique
$\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$: Ferricyanure de potassium
M	: Mole
Mg	: Milligramme
min	: Minutes
ml	: Millilitre
mM	: Millimole
MS	: Matière sèche
Mo_8O_{23}	: Oxyde de molybdène
nm	: Nanomètre
$\text{NO}\cdot$: Monoxyde d'azote
$\text{O}_2\cdot^-$: Anion superoxyde
ONOO^-	: Peroxynitrite
pH	: Potentiel Hydrogène

ROS	: Reactive Oxygen Species
ROOH	: Peroxydes organiques
SOD	: Superoxyde dismutase
t	: Temps
TAC	: Total Antioxidant Capacity
TCA	: Acide trichloracétique
UV	: Ultraviolet

Liste des figures

Figure 1.	Poireau cultivé.....	3
Figure 2.	Structure chimique de l'acide benzoïque.....	11
Figure 3.	Structure chimique de base des flavonoïdes.....	11
Figure 4.	Photographie du poireau cultivé.....	14
Figure 5.	Séchage à l'ombre, puis à l'étuve de la partie blanche du poireau cultivé.....	15
Figure 6.	Extraction sous agitation.....	16
Figure 7.	Test du TAC (coloration en vert).....	17
Figure 8.	Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.....	20
Figure 9.	Teneur en polyphénols totaux de la partie blanche du poireau cultivé en utilisant deux solvants.....	21
Figure 10.	Courbe d'étalonnage pour l'activité antioxydante totale.....	21
Figure 11.	Capacité antioxydante totale des deux extraits acétonique et éthanolique de la partie blanche du poireau cultivé.....	22
Figure 12.	Courbe d'étalonnage pour le pouvoir réducteur.....	23
Figure 13.	Activité réductrice de fer des extraits acétonique et éthanolique de la partie blanche du poireau cultivé.....	23
Figure 14.	Courbe d'étalonnage de DPPH.....	24
Figure 15.	Activité antiradicalaire des extraits acétonique et éthanolique de la partie blanche du poireau cultivé.....	24
Figure 16.	Pourcentage d'inhibition de blanchissement de la bêta carotène.....	25

INTRODUCTION

La découverte d'espèces chimiques radicalaires présentes normalement dans l'organisme a bouleversé notre compréhension des mécanismes biologiques. Ces radicaux libres sont produits par divers mécanismes physiologiques car ils sont utiles pour l'organisme à dose raisonnable (**Favier, 2003**). Cependant l'excès de production des ERO peut devenir toxique pour les composants majeurs de la cellule, les lipides, les protéines et l'acide nucléique et par conséquent donné lieu au stress oxydatif (**Valko et al., 2006**). Ce dernier est impliqué dans diverses pathologies telles que les maladies cardiovasculaires, les cancers, le diabète etc. (**Aruoma, 2003**).

Actuellement, la société scientifique, biologiste et chimiste, met en évidence le rôle tragique du processus oxydatif incontrôlable induit par les espèces réactives oxygénées (ERO). En appuyant sur cette vision, une grande partie de l'intérêt des recherches actuelles porte sur l'étude de molécules antioxydantes d'origine naturelle (**Habibou et al., 2019**). Les métabolites secondaires font et restent l'objet de nombreuses recherches *in vivo* comme *in vitro*, notamment la recherche des nouveaux constituants naturels tels les composés phénoliques, les saponosides et les huiles essentielles (**Hamidi, 2013**).

A travers les siècles, les traditions humaines ont su développer la connaissance et l'utilisation des plantes médicinales pour objectif de vaincre la souffrance et d'améliorer la santé des hommes et la civilisation arabo-musulmane a marqué son empreinte dans le domaine des plantes médicinales et a boosté l'exploitation des plantes pour l'usage médicinal (**Iserin, 2001 ; Elhaci, 2015**).

La plupart des espèces végétales qui poussent dans le monde entier possèdent des vertus thérapeutiques, car elles contiennent des principes actifs qui agissent directement sur l'organisme. On les utilise aussi bien en médecine classique qu'en phytothérapie (**Iserin, 2001**).

Le régime méditerranéen, caractérisé par une consommation élevée et variée de produits végétaux (légumes, fruits, huile d'olive, thé...etc.), est associé à un allongement de l'espérance de vie. Plusieurs études épidémiologiques suggèrent que la protection qu'une alimentation riche en produits végétaux semble apporter contre le développement de diverses pathologies dégénératives associées au stress oxydant telles que les maladies cardio-vasculaires, les maladies neurodégénératives et divers cancers, serait due

aux microconstituants de cette diète dont les polyphénols sont les principaux représentants (**Esparza et al., 2005 ; Torreggiani et al., 2005**).

En effet, les polyphénols présentant des propriétés antioxydantes bien établies et en lien avec l'inhibition de l'oxydation aussi bien dans le domaine alimentaire (oxydation des lipides) que physiologique (stress oxydant). Ces substances suscitent beaucoup d'intérêts dans plusieurs domaines, celui de la nutrition par leur caractère préventif à l'égard de diverses maladies citées précédemment, en cosmétologie et surtout dans les industries agroalimentaires par leurs implications, en particulier, sur la flaveur des aliments et leur incidence sur la conservation des produits alimentaires (**Hynes et O'Coinceanainn, 2001**).

Les Allium sont utilisés pour leurs propriétés médicinales empiriques (**Bolton et al., 1982**) et pour leurs propriétés culinaires. Ce double intérêt est à l'origine de la réalisation de nombreux travaux de recherche visant à étudier la composition chimique des espèces de ce genre caractérisées par une odeur forte, un goût prononcé et aux effets physiologiques remarquables (**Najjaa et al., 2011**).

Le poireau fait partie de la famille botanique des Alliacées qui compte plusieurs plantes d'intérêt économique, ces espèces sont consommées pour leur bulbe ou pour leur partie végétative. L'origine du poireau est incertaine, sa domestication proviendrait du Moyen-Orient, en Égypte antique des traces prouvent que le poireau était déjà cultivé (**Ghali et Rafed, 2019**).

Le but de cette étude est de mettre en évidence les propriétés antioxydantes du poireau cultivé largement consommé dans la région méditerranéenne et en Algérie en particulier. Ce travail se focalise donc sur le dosage des polyphénols totaux et l'évaluation de l'activité antioxydante.

Afin de mieux situer sur le contexte dans lequel s'inscrit cette étude, le présent document est divisé en trois chapitres ; le premier englobe une petite synthèse bibliographique, le deuxième évoque les différentes techniques utilisées dans l'expérimentation et le troisième expose les résultats obtenus, leur interprétation et leur discussion. Ce document s'achève par une conclusion et des perspectives.

CHAPITRE I. RECHERCHE BIBLIOGRAPHIQUE

I.1. Généralités sur le poireau cultivé

I.1.1. Description botanique et classification

La famille botanique des Alliacées est constituée de plantes herbacées à bulbe appartenant à la classe des monocotylédones. Parmi ses plus illustres représentants, elle compte l'ail et l'oignon ainsi que l'échalote, le poireau, la ciboulette et la ciboule. Originaires du continent asiatique, ces végétaux appartiennent au genre *Allium* dont une des caractéristiques est l'odeur et le goût singuliers de ses membres (**Birlouez, 2016**).

Le genre *Allium* est un très vaste ensemble comprenant 500 à 600 espèces, ce qui a conduit de nombreux auteurs à y distinguer des sous-ensembles plus restreints (**Messiaen et al., 1993**).

Le poireau est une plante vivace à tige cylindrique épaisse en partie recouverte de feuilles engainantes, pliées en deux, d'un vert bleuté, elles diffèrent par la taille, la teinte des feuilles, la précocité, etc. (**Couplan, 1998**).



Figure 1. Poireau cultivé (**De Murard, 2019**)

I.1.2. Culture

La plupart des techniques de culture tissulaire décrites dans les manuels de laboratoire sont applicables aux espèces *Allium*, bien que certaines modifications soient nécessaires pour adapter une méthode particulière à une variété ou à un clone local (**Rabinowitch, 1990**).

Le poireau nécessite des sols profonds, humides, riches en humus et en nutriments, situés dans des endroits ensoleillés ou semis ombragés. Le poireau d'été semé en janvier dans des pots de culture placés à 16 ou 20°C. Les jeunes pousses sont repiquées à partir d'avril en plein champ ou en terre, celui d'automne est semé en mars ou avril puis est repiqué en mai ou juin, et la variété d'hiver n'est semée que la fin mai, directement sur place protégé sous des couches (des grands froids) (**Schreyen et al., 1976**).

I.1.3. Utilisations du poireau cultivé

Sans aucun doute l'un des plus populaires de nos légumes, le poireau cultivé est une plante potagère bisannuelle. Ce légume très anciennement connu est depuis toujours lié à l'histoire des civilisations. Assyriens, Chinois, Hébreux et Egyptiens consommaient et aimaient le poireau (**Heitz, 2014**).

Cette plante est utilisée non seulement comme aliment, mais aussi comme médicament. Les ampoules sont réputées pour leur utilisation dans la médecine traditionnelle brésilienne pour traiter les symptômes inflammatoires, pour traiter les premiers stades de la toux, des sécrétions muqueuses et des maux de gorge. Le jus frais est pris par voie orale en tant qu'estomac et antispasmodique et est également réputé posséder des propriétés digestives (**Rodrigues et al., 2011**).

En médecine traditionnelle, le poireau sauvage a été employé pour traiter les infections parasitaires, fongiques, bactériennes et virales. Les composés organosulfurés sont les principaux agents antimicrobiens actifs. Cependant, quelques protéines, saponines et composés phénoliques contribuent également à cette activité (**Corzo-Martinez et al., 2007**).

Les Grecs et les Romains, considéraient le poireau à la fois comme un légume et un véritable remède "Augmentation de la diurèse et du lait des nourrices, guérison de la phtisie, accroissement de la fécondité des femmes" sont autant de vertus qu'Hypocrate reconnaissait à ce super légume (**Heitz, 2014**).

I.2. Radicaux libres et stress oxydant

I.2.1. Radicaux libres

Un radical est une molécule qui contient un ou plusieurs électrons non appariés (Kehrer, 2008). Cette molécule est très instable et réagit rapidement avec d'autres composants, essayant de capturer l'électron nécessaire pour acquérir la stabilité. Une réaction en chaîne débute lorsqu'un radical libre attaque la molécule stable la plus proche en lui arrachant son électron, et la molécule attaquée devient elle-même un radical libre (Martinez-Cayuela, 1995).

I.2.2. Espèces réactives de l'oxygène (ERO)

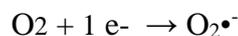
Parmi les espèces radicalaires les plus intéressantes se trouvent les espèces réactives de l'oxygène (ERO) qui sont des radicaux libres qui dérivent de la molécule d'oxygène, par addition d'un électron. Les principales espèces réactives de l'oxygène sont: le radical superoxyde ($O_2^{\bullet-}$), le radical hydroxyle ($\bullet OH$), le monoxyde d'azote ($NO\bullet$), et aussi certains dérivés oxygénés réactifs non radicalaires dont la toxicité est importante tels que le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et le peroxydinitrite ($ONOO^-$) (Gutteridge, 1993 ; Borg et Reeber, 2004).

- Radical superoxyde

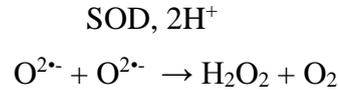
La majeure partie de l'oxygène que nous respirons subit une réduction tétravalente (addition de 4 électrons) conduisant à la production d'eau. Cette réaction est catalysée par la cytochrome oxydase, accepteur terminal d'électrons présent dans le complexe IV de la chaîne de transport des électrons située dans la membrane interne mitochondriale (Belkheiri, 2010).



Toutefois, cette chaîne de transport peut laisser « fuir » une certaine proportion d'électrons qui vont réduire l'oxygène, mais en partie seulement. C'est ainsi qu'environ 2 % de l'oxygène subit une réduction monoélectronique (addition d'un seul électron) conduisant à la formation du radical superoxyde ($O_2^{\bullet-}$) au niveau de l'ubiquinone (ou coenzyme Q) (Belkheiri, 2010).



Le radical superoxyde qui présente une certaine toxicité est éliminé ou tout au moins maintenu à un niveau de concentration assez bas par des enzymes appelées superoxyde dismutases (SOD) qui catalysent sa disparition par dismutation (**Belkheiri, 2010**).

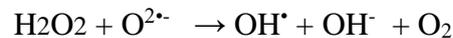


- **Peroxyde d'hydrogène (H₂O₂)**

Le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂), qui n'est pas un radical libre, peut être formé secondairement à la dismutation de (O₂•⁻) par la superoxyde-dismutase (**Belkheiri, 2010**). L'eau oxygénée peut avoir plusieurs destinées. En présence de métaux, en particulier de fer Fe²⁺, elle est transformée en radical hydroxyle OH• par la réaction de Fenton. Ce dernier est extrêmement réactif et va oxyder très rapidement les molécules voisines, formant parfois d'autres radicaux libres (**Barouki, 2006**).



De plus, en réagissant avec l'anion superoxyde, il fournit l'hydroxyle (réaction de Haber-Weiss) (**Belkheiri, 2010**).



- **Autres espèces réactives de l'oxygène**

Les espèces réactives de l'oxygène comprennent non seulement les radicaux libres oxygénés mais aussi les radicaux libres dérivant d'autres espèces que l'oxygène par exemple : l'acide hypochloreux (HOCL), le monoxyde d'azote NO• qui se combine aisément avec le O₂•⁻ pour former le peroxyde nitrite (ONOO⁻) (**Moussard, 2006**), agent non radicalaire à la fois oxydant et nitrosant (**Kirsh et al., 2002 ; Beaudoux et al., 2006**).

I.2.3. Production des radicaux libres

I.2.3.1. Production intracellulaire

La découverte d'espèces chimiques radicalaires présentes normalement dans l'organisme a bouleversé notre compréhension des mécanismes biologiques. Ces radicaux libres sont produits par divers mécanismes physiologiques car ils sont utiles pour

l'organisme à dose raisonnable, mais la production peut devenir excessive ou résulter de phénomènes toxiques exogènes et l'organisme va devoir se protéger de ces excès par différents systèmes antioxydants (**Favier, 2003**).

Les mitochondries sont des organites impliqués dans la production d'ATP. Ce faisant, elles fabriquent également des espèces chimiques appelées espèces réactives de l'oxygène ou ERO (ROS en anglais). Il s'agit notamment de l'anion superoxyde $O_2^{\bullet-}$ et du peroxyde d'hydrogène H_2O_2 (**Chatre, 2017**).

L'inflammation est par ailleurs une source importante de radicaux oxygénés produits directement par le complexe enzymatique NADPH oxydase des cellules phagocytaires activées (**Rahman, 2007**); les neutrophiles, les éosinophiles et les macrophages. Lors de l'activation, les macrophages provoquent une augmentation de l'absorption d'oxygène donnant lieu à une variété de ROS, y compris l'anion superoxyde, l'oxyde nitrique et le peroxyde d'hydrogène (**Conner et Grisham, 1996**).

Plusieurs autres systèmes enzymatiques produisent des radicaux libres au cours de réaction biochimiques (xanthine oxydase, hème oxygénase, cytochrome P450...). Une autre espèce radicalaire le monoxyde d'azote (ou $NO\bullet$) est elle aussi produite par des systèmes enzymatiques que sont les différentes NO Synthases (ou NOS) à des fins de médiation cellulaires. Rappelons que la production concomitante dans un même site de NO et de superoxyde s'avère très dommageable en donnant naissance au radical peroxyde (**Rahman, 2007**).

I.2.3.2. Production extracellulaire

Les ROS peuvent également être produits par une multitude de sources exogènes (**Rahman, 2007**). L'exposition aux rayonnements non ionisés telles UV-C (290 nm), UV-B (290-320 nm) et UV-A (320-400 nm) peut indirectement former une variété de ROS incluant 1O_2 , H_2O_2 et $O_2^{\bullet-}$, le clivage hémolytique de H_2O_2 par les rayonnements UV produit le $OH\bullet$ (**Kohen et Nyska, 2002**).

Les polluants de l'air, les gaz échappés des véhicules, la fumée des cigarettes et les contaminants industriels qui contiennent une grande quantité des dérivés de monoxyde d'azote, constituant encore une source importante de ROS qui attaquent et endommagent l'organisme que ce soit par interaction directe avec la peau ou après inhalation dans les poumons (**Koren, 1995 ; Victorin, 1994**).

Une large portion des aliments qu'on consomme sont oxydés et contiennent différents types des oxydants tels les peroxydes, les aldéhydes, les acides gras oxydés et les métaux de transition (**Ames, 1986**).

I.2.4. Stress oxydant

I.2.4.1. Définition

Le stress oxydant est une circonstance anormale que traversent parfois nos cellules ou un de nos tissus lorsqu'ils sont soumis à une production, endogène ou exogène, de radicaux libres oxygénés qui dépasse leurs capacités antioxydantes (**Favier, 2006**).

I.2.4.2. Conséquences de stress oxydant

Les ROS sont des produits du métabolisme cellulaire normal. À des concentrations faibles ou modérées, ils jouent en fait un rôle bénéfique important dans certains processus physiologiques, tels que les réponses cellulaires dans la défense contre les agents infectieux et certaines activités normales de signalisation cellulaire (**Xing, 2012**).

La production excessive de radicaux libres provoque des lésions directes de molécules biologiques (oxydation de l'ADN, des protéines, des lipides, des glucides) (**Favier, 2003**) pouvant affecter considérablement les mécanismes cellulaires (**Gardès-Albert et al., 2003**).

- Effets sur les lipides

Les lipides et principalement leurs acides gras polyinsaturés sont la cible privilégiée de l'attaque par le radical hydroxyle capable d'arracher un hydrogène sur les carbones situés entre deux doubles liaisons, pour former un radical diène conjugué, oxydé en radical peroxyde (**Favier, 2003**). Cette réaction appelée peroxydation lipidique forme une réaction en chaîne car le radical peroxyde formé se transforme en peroxyde au contact d'un autre acide gras qui forme un nouveau radical diène conjugué (**Favier, 2003**).

- Effets sur les protéines

Les protéines les plus sensibles aux attaques radicalaires sont surtout celles qui comportent un groupement sulfhydryle (SH). C'est le cas de nombreuses enzymes cellulaires et protéines de transport qui vont ainsi être oxydées et inactivées (**Favier, 2003**).

Les protéines peuvent alors soit subir des réticulations par formation notamment de ponts bi-tyrosine détectables par leur fluorescence, soit subir des coupures en cas d'agression forte, soit des modifications de certains acides aminés en cas d'agressions modérées. Les protéines modifiées par oxydation perdent leurs propriétés biologiques (enzyme, anti-enzyme, récepteur...) et deviennent beaucoup plus sensibles à l'action des protéases (Favier, 2003).

I.3. Antioxydants

I.3.1. Définition

Un antioxydant est défini comme toute substance ayant la capacité de retarder, prévenir ou inhiber la génération d'un oxydant toxique, d'arrêter ceux qui sont déjà produits et de les inactiver, bloquer de ce fait la réaction en chaînes de propagation produite par ces oxydants (Tang et Halliwell, 2010).

I.3.2. Classification des antioxydants

Afin de limiter la concentration en EAO, les cellules sont équipées de divers systèmes antioxydants qui agissent de plusieurs manières : en inhibant la formation des EAO (la séquestration des métaux de transition empêche la réaction de Fenton et la production de OH•), en les métabolisant grâce à des enzymes (superoxyde dismutase, catalase et glutathion peroxydase) ou à des piègeurs de radicaux libres (glutathion, vitamine C, vitamine E, coenzyme Q) ou, encore, en réparant les dommages oxydatifs (par des molécules, glutathion et thiorédoxine réduite, capables de réduire les résidus cystéine préalablement oxydés par les EAO) (Carrière et al., 2006).

I.3.2.1. Antioxydants endogènes

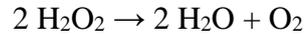
a) Antioxydants enzymatiques

- **Superoxyde dismutase (SOD)**

Puissante enzyme antioxydante naturelle, la SOD agit à la source même de la réaction en chaîne induite par les espèces réactives de l'oxygène et constitue donc le premier et l'un des principaux maillons du processus de défense contre les radicaux libres (Menvielle-Bourg, 2005).

▪ **Catalase**

C'est une enzyme que l'on retrouve principalement au sein des peroxysomes, dans les hépatocytes, les érythrocytes et les cellules rénales. Elle catalyse la dismutation de peroxyde d'hydrogène en oxygène et en eau (**Desmier, 2016**).



▪ **Glutathion peroxydase**

Une enzyme à cofacteur de sélénium se localise dans le cytosol et la matrice mitochondriale. Elle a pour activité la dégradation des peroxydes organiques (ROOH) et du peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) (**Valko et al., 2006**).

b) Antioxydants non enzymatiques

Les défenses antioxydantes non enzymatiques font référence à la neutralisation de l'espèce oxydante par une espèce dite antioxydante. Quand l'espèce oxydante est de nature radicalaire, l'agent antioxydant neutralise le radical en question, mais se transforme lui-même en une espèce radicalaire. L'activité antioxydante tient dans le fait que l'espèce radicalaire formée à partir de l'agent antioxydant est classiquement beaucoup moins réactive et plus stable que l'espèce oxydante radicalaire avec laquelle l'agent antioxydant réagit initialement (**Vamecq et al., 2004**).

De nombreux antioxydants exogènes sont également présents dans l'alimentation apportant un soutien significatif dans la lutte antioxydante. Nous les trouvons dans les fruits (pommes, poires, fruits rouges...), les légumes (brocoli, oignon...), les boissons (café, thé, vin...) ainsi que dans les épices, le cacao ou encore les céréales. Ces antioxydants sont surtout connus pour leur capacité à réagir directement avec les radicaux libres en les « neutralisant » par réaction de réduction (**Desmier, 2016**).

I.3.2.2. Antioxydants exogènes

a) Polyphénols

Les polyphénols sont des métabolites secondaires produits par des plantes supérieures, qui jouent plusieurs rôles essentiels dans la physiologie végétale et ont des propriétés saines potentielles sur l'organisme humain, principalement comme antioxydants, anti-allergiques, anti-inflammatoires, anticancéreux, antihypertenseurs et antimicrobiens

(Daglia, 2012). Ces composés peuvent être classés en différents groupes en fonction du nombre de cycles phénol qu'ils contiennent et des éléments structurels qui lient ces cycles entre eux (Manach *et al.*, 2004).

▪ **Acides phénoliques**

Les acides phénoliques sont constitués de deux sous-groupes : Les acides hydroxybenzoïques, qui ont en commun la structure en C6-C1 et les acides hydroxycinnamiques, des composés aromatiques avec une chaîne latérale à trois carbones (C6-C3) (Figure 2) (Balasundram *et al.*, 2006).

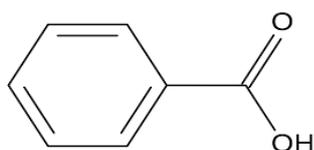


Figure 2. Structure chimique de l'acide benzoïque

▪ **Flavonoïdes**

Les flavonoïdes, un groupe de substances naturelles aux structures phénoliques variables, se trouvent dans les fruits, les légumes, les grains, l'écorce, les racines, les tiges, les fleurs, le thé et le vin. Ces produits naturels sont bien connus pour leurs effets bénéfiques sur la santé. Cela est attribué à leurs propriétés anti-oxydantes, anti-inflammatoires, anti-mutagènes et anti-cancérigènes couplées à leur capacité à moduler la fonction clé des enzymes cellulaires (Panche *et al.*, 2016).

Leur structure de base est celle d'un diphenylpropane à 15 atome de carbone (C6-C3-C6) constitué de deux noyaux aromatiques (ou anneaux), que désignent les lettres A et B, reliés par un hétérocycle oxygéné, que désigne la lettre C, comme le montre la figure 3 (Tigrine, 2016).

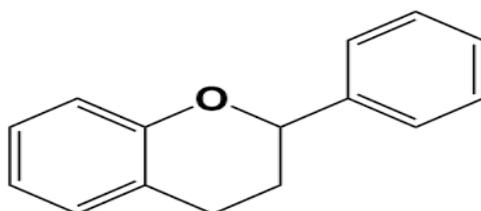


Figure 3. Structure chimique de base des flavonoïdes

- **Tanins**

Il n'est pas très aisé de donner une définition scientifique exacte des tanins. Sous le nom des tanins on englobe en effet un ensemble de corps ayant un ensemble de propriétés communes mais pouvant avoir des constituants chimiques différentes.

Les tanins sont des phénoliques présents dans la nature sous forme polymérisée ayant des poids moléculaires compris entre 500 et 3.000. Les tanins peuvent se diviser en deux classes : Les pyrogalliques (ou hydrolysables), les catéchiques (ou condensés non hydrolysables) (**Doat, 1978**).

b) Vitamines

Les vitamines sont des nutriments essentiels nécessaires à divers processus biochimiques et physiologiques dans le corps. Il est bien connu que la plupart des vitamines ne peuvent pas être synthétisées dans le corps et donc leur supplémentation dans l'alimentation est essentielle (**Chambial et al., 2013**).

- **Vitamine E**

La vitamine E est une vitamine liposoluble présente en grande quantité dans les huiles végétales (e.g., l'huile de palme, d'olive et de tournesol) (**Desmier, 2016**). La vitamine E est reconnue comme antioxydant, grâce à sa capacité à inhiber les peroxydations lipidiques (**Cheeseman et Slater, 1993**). A cet égard, elle participe, avec de nombreuses autres substances, à la lutte contre les formes réactives de l'oxygène (FROs), c'est-à-dire la lutte contre les radicaux libres et les éléments non radicalaires produits lors de la formation de radicaux libres (**Cuvelier et al., 2003**).

La vitamine E fait partie de la famille des tocophérols, nom proposé pour la première fois en 1936 par Evans et collaborateurs. Ce nom provient du grec tokos pour progéniture et pherein pour porter. Cette famille comprend 4 substances : l' α -tocophérol, qui est la vitamine E proprement dite, le β -tocophérol, le γ -tocophérol et le δ -tocophérol (**Cuvelier et al., 2003**).

- **Vitamine C**

La vitamine C ou l'acide ascorbique (AA) a été isolée pour la première fois en 1923 par le biochimiste hongrois et lauréat du prix Nobel Szent-Gyorgyi et synthétisée par Howarth et Hirst (**Chambial et al., 2013**). Dans toutes ses fonctions biologiques connues, la vitamine C agit comme réducteur, c'est-à-dire qu'elle donne un électron à un substrat tout en étant elle-même oxydée en un radical ascorbyle, un radical libre relativement stable (**Lykkesfeldt et al., 2014**).

CHAPITRE II. MATERIEL ET METHODES

II.1. Matériel végétal

Cette étude a été réalisée sur la partie blanche du poireau cultivé *Allium porrum* (**Figure 4**) qui appartient à la famille des Alliaceae. Ce légume fait l'objet d'une culture traditionnelle que l'on rencontre dans le Nord-Est algérien et dont les populations font un usage culinaire pendant la période de printemps où il est disponible.

La systématique du poireau cultivé est la suivante :

Classification :

Règne : Plantae
Sous-règne : Tracheobionta
Division : Magnoliophyta
Classe : Liliopsida
Sous-classe : Liliidae
Ordre : Liliales
Famille : Alliaceae
Genre : Allium
Espèce : *Allium porrum*



Figure 4. Photographie du Poireau cultivé (*Allium porrum* L.).

II.2. Préparation des échantillons du poireau :

La préparation de la poudre du poireau cultivé comprend différentes étapes en commençant par l'achat de ce légume jusqu'à l'obtention de la poudre.

Les échantillons du poireau cultivé ont été achetés du marché de Boumezreg de la ville de la wilaya de Bordj Bou Arreridj la fin Janvier 2020. Ces échantillons vont servir à la préparation des extraits selon les étapes détaillées ci-après.

II.2.1. Séchage

Après avoir bien nettoyé le poireau, les deux parties ont été séparées, blanche et verte, seule la partie blanche est utilisée. Cette dernière est coupée en petits morceaux et séchée à l'ombre pendant une dizaine de jours, puis à l'étuve pendant 48h sous une température de 40°C (**Figure 5**).



Figure 5. Séchage à l'ombre, puis à l'étuve de la partie blanche du poireau cultivé.

II.2.2. Broyage

Après le séchage, les échantillons secs obtenus ont été broyés à l'aide d'un broyeur électrique jusqu'à l'obtention d'une poudre très fine.

II.2.3. Tamisage

Le tamisage a été effectué afin d'obtenir une poudre de granulométrie inférieure à 125 μm . La poudre ainsi obtenue est conservée dans des flacons en verre, fermés hermétiquement, à l'abri de la lumière pour que la poudre n'absorbe pas l'humidité, mais aussi pour réduire le taux d'oxydation dû à la lumière (**Kablan et al., 2008**).

II.3. Extraction

L'extraction a été réalisée en utilisant deux solvants à savoir l'acétone et l'éthanol. Une quantité de 100 mg de poudre a été mise dans deux erlenmeyer, puis 10 ml d'acétone 25% ont été ajoutés dans l'un des deux et 10 ml d'éthanol 25% dans l'autre. Le mélange est mis sous agitation pendant 30 min à 25 °C (**Figure 6**). Enfin les extraits obtenus ont été centrifugés, filtrés, puis conservés dans des flacons opaques à 4°C. Tous les essais d'extraction ont été réalisés trois fois.



Figure 6. Extraction sous agitation

II.4. Dosage des polyphénols totaux

Les polyphénols ont été déterminés par spectrophotométrie selon la méthode de Folin-Ciocalteu décrite par **Singleton et Rossi (1965)**. Le réactif de Folin-Ciocalteu, mélange de l'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$), est réduit en présence de polyphénols en un mélange d'oxydes bleus de tungstène (W_8O_{23}) et de molybdène (Mo_8O_{23}) (**Ribéreau-Gayon, 1968**).

Une quantité de 0.2ml de l'extrait brut est introduite dans des tubes à essais, puis 1ml du réactif de Folin-Ciocalteu (1:10) a été ajouté. Après 3 à 5 minutes, on ajoute 0,8ml de carbonate de sodium à 7,5%. Les tubes sont agités et incubés pendant 120 minutes. L'absorbance est mesurée à 760 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. Une courbe d'étalonnage a été réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide gallique comme contrôle positif. Les résultats sont exprimés en milligramme (mg) équivalent d'acide gallique par cent gramme de matière sèche du poireau cultivé (mg EAG/100g MS).

II.5. Activité antioxydante

II.5.1. Activité antioxydante totale (TAC)

La capacité antioxydante totale (TAC) des extraits est évaluée par la méthode de phosphomolybdène de **Prieto et al. (1999)**. Cette technique est basée sur la réduction de molybdène Mo (VI) présent sous la forme d'ions molybdate MoO_4^{2-} à molybdène Mo (V) MoO_2^+ en présence de l'extrait pour former un complexe vert (**Figure 7**) de phosphate/ Mo (V) à pH acide (**Benhammou, 2012**).

Une quantité de 0,3 ml de l'extrait est introduite dans les tubes à essais, puis 3 ml de solution à préparer sont additionnés (la solution contient de l'acide sulfurique 0,6 M, du phosphate de sodium 28 mM et du molybdate d'ammonium 4 mM). Les tubes sont agités et incubés au bain-marie à 95°C pendant 90 minutes. Après refroidissement l'absorbance est mesurée à 695 nm. Une courbe d'étalonnage est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide gallique comme contrôle positif. Les résultats sont exprimés en milligrammes (mg) équivalent d'acide gallique par cent grammes de matière sèche (mg EAG/100g MS).



Figure 7. Test du TAC (coloration en vert)

II.5.2. Détermination du pouvoir réducteur

Le pouvoir réducteur est la capacité des antioxydants à réduire le fer ferrique (Fe^{3+}) en fer ferreux (Fe^{2+}) (**Blasovics et al., 2003**). En solution, cette forme réduite prend une couleur vert-bleue, dont l'intensité est proportionnelle au pouvoir réducteur des extraits (**Ferruzzi et Blakeslee, 2007**).

Le test a été déterminé en utilisant la technique d'**Oyaizu (1986)**. 1 ml de chaque extrait est mélangé avec 1 ml de tampon phosphate (0,2 M ; pH= 6,6) et 1 ml de ferricyanure

de potassium ($K_3Fe(CN)_6$ à 1%). Après incubation à 50°C pendant 20 minutes, 1 ml d'acide trichloracétique TCA (10%) est ajouté au mélange avant d'être centrifugé à 700 g pendant 10 minutes à température ambiante. 1 ml de surnageant est additionné à 1 ml d'eau distillée et 0,2 ml de chlorure ferrique ($FeCl_3$, 0.1%). L'absorbance est lue à 700 nm. Une courbe d'étalonnage a été établie pour l'acide gallique dans les mêmes conditions opératoires que les échantillons.

II.5.3. Piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényle-1-picrylhydrazyl)

Le pouvoir anti radicalaire, par la neutralisation du radical DPPH· de l'extrait est évalué selon la méthode décrite par **Blois (1958)**. Dans le test du DPPH, les antioxydants réduisent le radical DPPH (diphénylpicryl-hydrazyl) ayant une couleur violette en un composé jaune (diphénylpicryl-hydrazine) dont l'intensité de la couleur est inversement proportionnelle à la capacité des antioxydants présents dans le milieu à donner des protons (**Sanchez-Moreno, 2002**).

Un volume de 500 µl d'extrait est additionné à 1 ml d'une solution de DPPH (60 µM dans le méthanol absolu). Le mélange réactionnel est agité au Vortex pendant 1 minute puis incubé à l'obscurité et à température ambiante pendant 30 minutes. La lecture est réalisée à 517 nm. L'activité scavenger est exprimée en milligramme (mg) équivalent d'acide gallique par cent grammes de matière sèche (mg EAG/100g MS).

II.5.4. Test de blanchiment du β-carotène

Le β-carotène est physiologiquement un composé important reconnu par sa forte activité biologique. Dans l'industrie agro-alimentaire, il est utilisé dans les boissons comme un agent de coloration et sa décoloration indique la réduction de qualité de ces produits (**Bougatef et al., 2009**). Les lipides membranaires sont riches en acides gras insaturés ; ces derniers sont les plus sensibles aux processus oxydatifs. En particulier, l'acide linoléique et l'acide arachidonique qui, selon **Yu (2001)**, sont des cibles de la peroxydation lipidique. D'après **Chan et al., (2014)**, dans ce test, la présence d'antioxydants dans l'extrait minimiserait l'oxydation du β-carotène par les hydroperoxydes générés par l'oxydation de l'acide linoléique. Il est, par ailleurs, supposé que l'activité antioxydante des essais *in vitro* à base de peroxydation lipidique, refléterait, étroitement l'action *in vivo* (**Prior et al., 2005**). La présence des antioxydants comme les polyphénols réduisent l'ampleur de la destruction

du β - carotène en neutralisant les hydroperoxydes et d'autres espèces radicalaires formées à l'intérieur de ce système.

Le test de blanchiment du β carotène a été évalué selon la méthode de **Sun et Ho (2005)**. Une quantité de 2 mg de β -carotène est dissous dans 10 ml de chloroforme. On prélève 1ml de cette solution dans une fiole contenant préalablement 200 mg Tween 40 et 20 μ l d'acide linoléique. Cette solution est évaporée au rotavapeur jusqu'à disparition de l'odeur du chloroforme. Puis, un volume de 100 ml de l'eau oxygénée diluée est ajouté dans la fiole et le mélange résultant est agité vigoureusement. Un volume 0,2 ml de chaque extrait est ajouté à un volume de 4 ml de l'émulsion du β -carotène/acide linoléique. Après agitation, l'absorbance est mesurée immédiatement à 470 nm ce qui correspond à $t = 0$ min contre le blanc contenant l'émulsion sans β -carotène. Les tubes bien fermés sont placés dans un bain marie à 50°C pendant 120 min. Ensuite, l'absorbance de chaque extrait est mesurée à 470 nm à $t = 120$ min. Le control négatif est constitué de 200 μ l de solvant d'extraction au lieu de l'extrait. L'activité antioxydante (%) des extraits est évaluée en termes de blanchissement du β - carotène en employant la formule suivante :

$$\text{Pourcentage d'inhibition (\%)} = [(AA (120) - Cc (120)) / (Cc (0) - CC (120))] * 100$$

Où

AA (120) : représente l'absorbance en présence de l'extrait (antioxydants) à 120 min ;

Cc (120) : représente l'absorbance du contrôle à 120 min ;

Cc (0) : représente l'absorbance du contrôle à 0 min.

II.6. Analyse statistique

Une étude statistique a été réalisée en appliquant le Test Student (t-test) à l'aide du logiciel GraphPad Prism 7, afin de mettre en évidence les différences significatives entre les deux solvants d'extractions pour chaque paramètre à $p \leq 0,05$. L'ANOVA one-way a été appliqué lors de traitement des résultats du test de blanchissement de la bêta carotène. Le test *post hoc* de Tukey a été effectué et la différence très hautement significative a été détecté à $p \leq 0,001$.

CHAPITRE III. RESULTATS ET DISCUSSION

III.1. Résultats

III.1.1. Teneur en polyphénols totaux

L'analyse quantitative des polyphénols totaux a été déterminée à partir de l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage présentée dans la **figure 8** exprimée en mg équivalent d'acide gallique par cent grammes de la matière sèche.

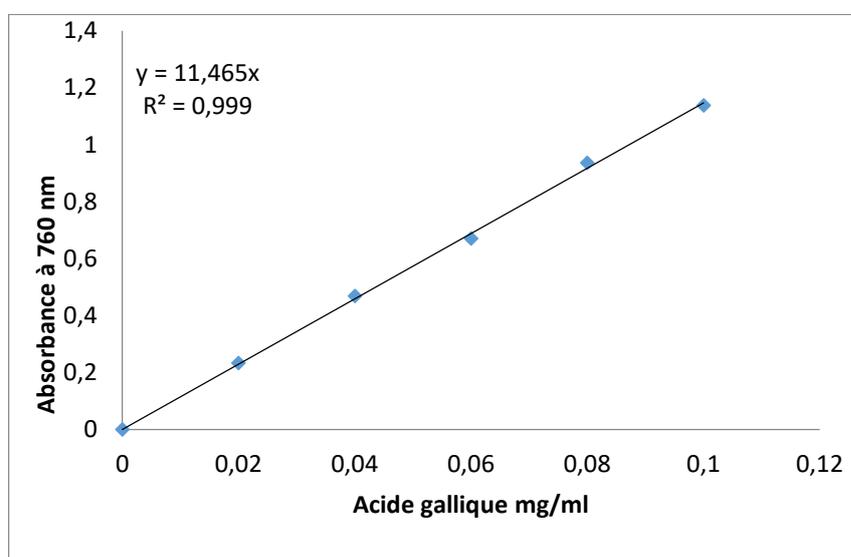


Figure 8. Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.

D'après nos résultats, l'extrait de la partie blanche du poireau cultivé possède une teneur en polyphénols totaux de l'ordre de $353,64 \pm 15,32$ mg EAG /100 g MS lors de l'utilisation de l'acétone comme solvant d'extraction et de l'ordre de $313,06 \pm 2,90$ mg EAG /100 g MS lors de l'utilisation de l'éthanol (**Figure 9**).

L'analyse statistique a montré une différence significative dans la teneur en polyphénols entre l'extrait acétonique et éthanolique à $p < 0,05$.

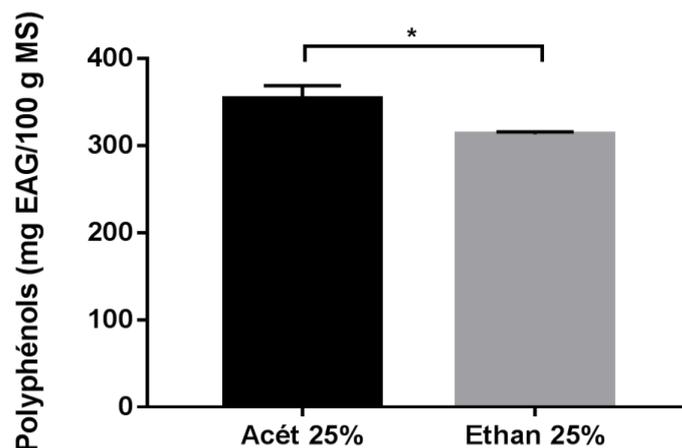


Figure 9. Teneur en polyphénols totaux de la partie blanche du poireau cultivé en utilisant deux solvants. Les données sont exprimées en moyenne \pm SD (n=6).

III.1.2. Activité antioxydante

III.1.2.1. Activité antioxydante totale

L'activité antioxydante totale est déterminée à partir de l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage présentée dans la **figure 10**.

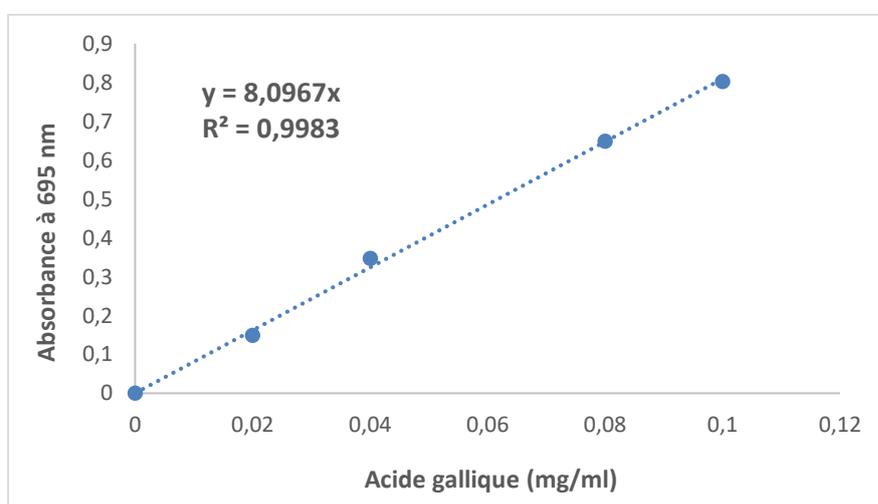


Figure 10. Courbe d'étalonnage pour l'activité antioxydante totale.

À partir de l'équation obtenue, on a pu déterminer que l'extrait acétonique de la partie blanche du poireau cultivé a une activité antioxydante totale égale à $3525,43 \pm 90,95$ mg EAG/100 g MS tandis que l'extrait éthanolique a révélé une activité antioxydante totale plus élevée, qui est égale à $3822,27 \pm 189,25$ mg EAG/100 g MS (**Figure 11**).

Le t-test a révélé une différence significative entre les deux extraits ($p < 0,05$), la figure ci-dessous.

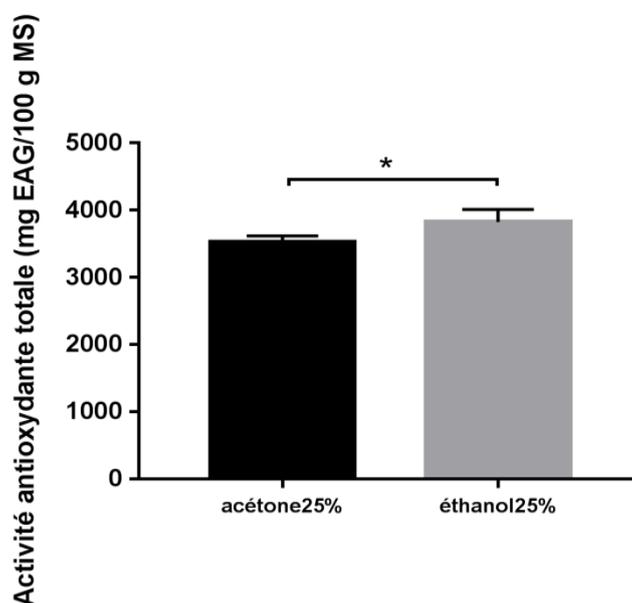


Figure 11. Capacité antioxydante totale des deux extraits acétonique et éthanolique de la partie blanche du poireau cultivé. Les données sont exprimées en moyenne \pm SD (n=6).

III.1.2.2. Pouvoir réducteur de fer

D'après les valeurs d'absorbance des diverses solutions des extraits de la poudre du poireau étudié et après les avoir converti en matière de masse en se servant de la courbe d'étalonnage réalisée dans les mêmes conditions de dosage des extraits (**Figure 12**), on a pu remarquer une activité réductrice de fer pratiquement identique pour les deux extraits acétonique et éthanolique ($102,65 \pm 4,57$ mg EAG/100 g MS et $102,22 \pm 5,20$ mg EAG/100 g MS respectivement) (**Figure 13**) et d'après l'analyse statistique, pas de différences significatives entre les deux extraits.

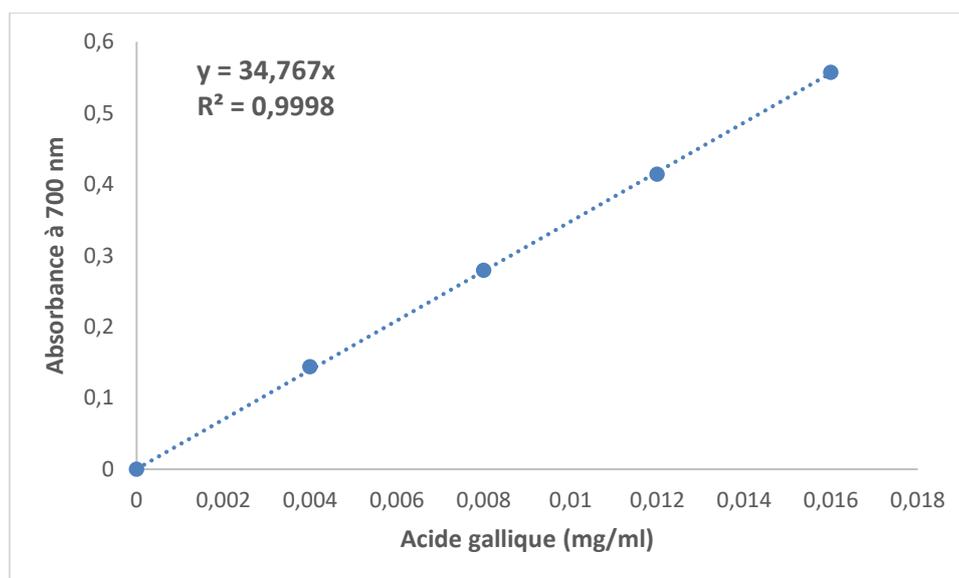


Figure 12. Courbe d'étalonnage pour le pouvoir réducteur.

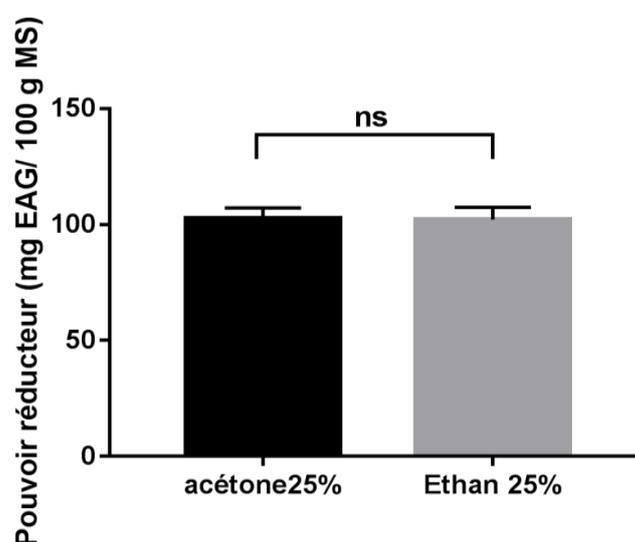


Figure 13. Activité réductrice de fer des extraits acétoniques et éthanoliques de la partie blanche du poireau cultivé. Les données sont exprimées en moyenne \pm SD (n=6).

III.1.2.3. Piégeage du radical libre DPPH

Les résultats sont portés par rapport à un antioxydant de référence qui est l'acide gallique pour notre cas, à partir de la courbe d'étalonnage présentée dans la **figure 14**.

Dans cette partie, les valeurs du piégeage du radical DPPH sont comme suit : $16,33 \pm 0,31$ mg EAG/100 g MS pour l'extrait acétonique et $20,5 \pm 0,73$ mg EAG/100 g MS pour l'extrait éthanolique (**Figure 15**).

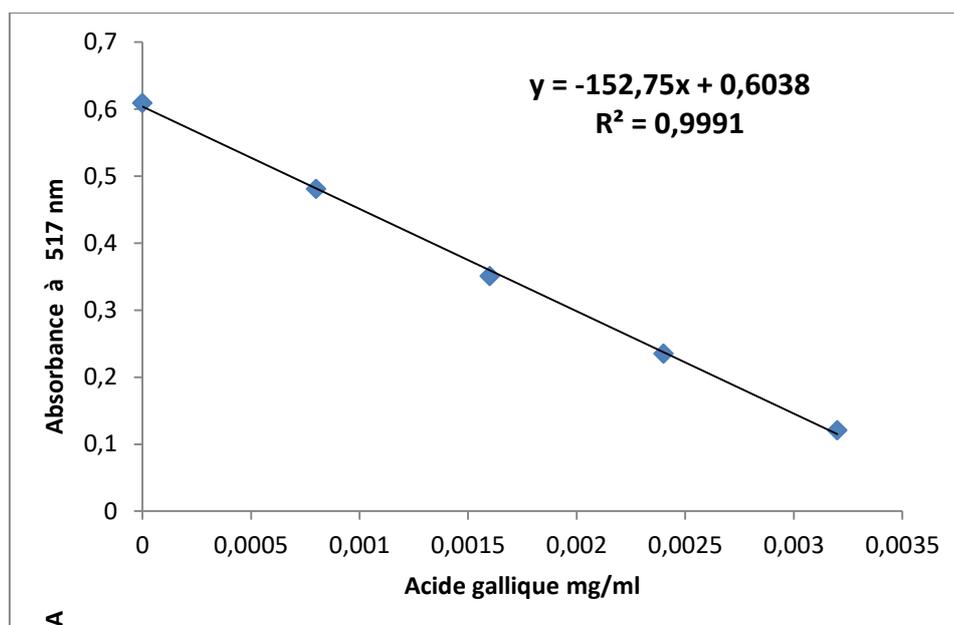


Figure 14. Courbe d'étalonnage de DPPH.

Les résultats de l'activité antiradicalaire (envers le radical DPPH) de la partie blanche du poireau cultivé présente une différence significative entre les deux extraits à $p < 0,05$.

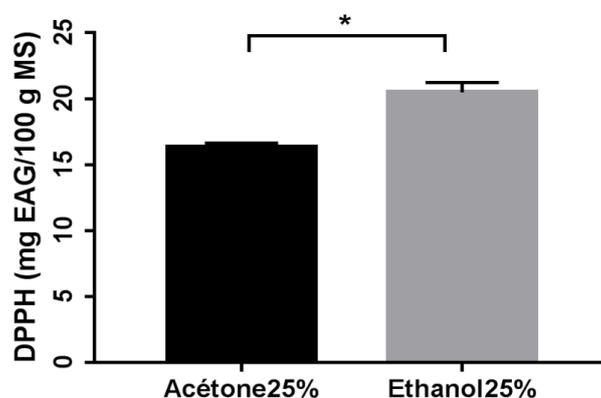


Figure 15. Activité antiradicalaire des extraits acétoniques et éthanoliques de la partie blanche du poireau cultivé. Les données sont exprimées en moyenne \pm SD (n=6).

III.1.2.4. Blanchissement du β -carotène

Les résultats obtenus dans le présent travail ont révélé que l'extrait éthanolique possède un pourcentage d'inhibition plus important que celui de l'extrait acétonique (32,33% et 5,36% respectivement) mais qui reste loin par rapport à celui du BHA (63,66%)

(Figure 16). Le test *post hoc* de Tukey a indiqué des différences très hautement significatives à $p < 0,001$.

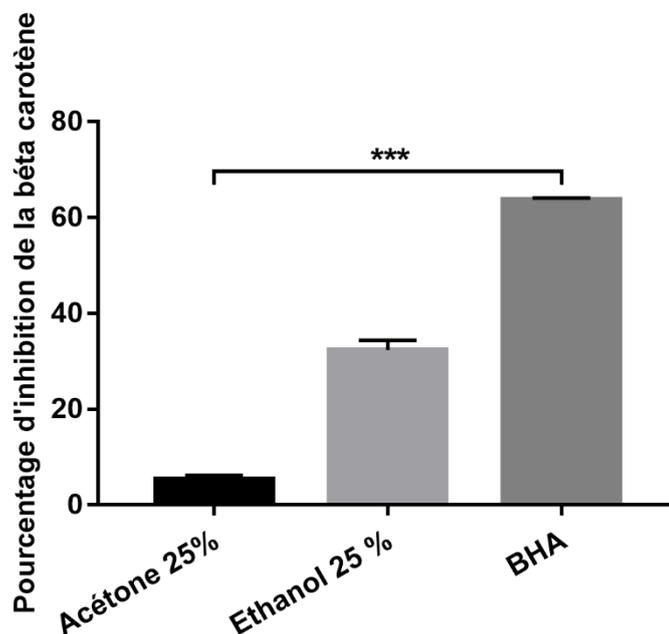


Figure 16. Pourcentage d'inhibition de blanchissement du bêta carotène. Les valeurs sont la moyenne de trois essais \pm SD.

III.2. Discussion

Dans la présente étude, un dosage des polyphénols totaux et une évaluation de l'activité antioxydante de la partie blanche du poireau cultivé ont été effectués en utilisant deux solvants pour l'extraction à savoir l'acétone et l'éthanol.

Les solvants utilisés pour l'extraction des biomolécules des plantes sont choisis en fonction de la polarité du soluté d'intérêt. Un solvant de polarité similaire au soluté dissoudra correctement le soluté (Altemimi et al., 2017).

Le choix de l'acétone dans cette étude est basé sur les résultats d'optimisation trouvés par Benchennaf et Babouche (2018) qui ont travaillé sur le poireau sauvage et qui ont trouvé que l'acétone 25% est celui qui a permis d'obtenir une meilleure teneur en composés phénoliques, avec une moyenne de 318.59 ± 2.654 mg EAG/100g MS. Par contre, le choix de l'éthanol en combinaison avec de l'eau est basé sur le fait qu'ils ont l'avantage d'être non polluants, moins chers et non toxiques par rapport aux autres solvants (Jokić et al., 2010).

En plus, plusieurs auteurs ont indiqué que l'éthanol en combinaison avec l'eau permet une meilleure extraction des polyphénols totaux (**Mulinacci et al., 2004** ; **Katalinic et al., 2010** ; **Koffi et al., 2010**).

L'addition de l'eau aux solvants organiques augmente la solubilité des polyphénols (**Sripad et al., 1982**) par modulation de la polarité du solvant organique (**Mohammedi et Atik, 2011**). Cette augmentation est peut être due à l'affaiblissement des liaisons d'hydrogène dans les solutions aqueuses. Elle pourrait également être due à l'augmentation de la basicité et de l'ionisation des polyphénols dans de telles solutions (**Sripad et al., 1982**). La solubilité des polyphénols dépend principalement du nombre de groupements hydroxyles, de poids moléculaire et de la longueur de la chaîne carbonique de squelette de base (**Mohammedi et Atik, 2011**).

Afin de pouvoir comparer nos résultats avec ceux du poireau sauvage réalisés par **Benchennaf et Babouche (2018)** et **Benmechaia (2019)**, et ceux d'**Ait kaci Arab et Djerarda (2020)** qui ont travaillé sur la partie verte du poireau cultivé, on a opté pour les mêmes conditions d'extraction en utilisant un rapport solide/liquide de 0.1/10, un temps d'extraction de 30 minutes et une température ambiante.

Les résultats du dosage des polyphénols totaux montrent que les extraits acétoniques et éthanoliques de la partie blanche ont une teneur plus basse par rapport à ceux de la partie verte de la même plante trouvé par d'**Ait kaci Arab et Djerarda (2020)** ($3866,36 \pm 26,628$ mg EAG/100 g MS et $3773,19 \pm 25,417$ mg EAG/100 g MS respectivement) ainsi que celle de la partie verte du poireau sauvage analysé par **Benmechaia (2019)** dont la teneur est de $1636,84 \pm 20,482$ mg EAG /100g MS. Néanmoins, nos résultats montrent une teneur plus élevée que celle de la partie blanche du poireau sauvage (318.59 ± 2.654 mg EAG/100g MS) analysée par **Benchennaf et Babouche (2018)**.

Cette différence entre les résultats est dû au manque des pigments dans la partie blanche ce qui est confirmé par **Mokrani (2009)** qui a trouvé que les oignons pigmentés (vert, rouge et jaune) sont plus riches en polyphénols, suivi par l'ail, l'oignon blanc et le poireau (bulbe), et que les feuilles de poireau et de l'oignon vert sont plus riches en polyphénols que leurs bulbes. En effet, deux études sur l'optimisation réalisées par **Benchennaf et Babouche (2018)** et par **Strati et al. (2018)** ont trouvé que les feuilles donnent les teneurs les plus élevées que les bulbes. Cette inégale répartition des polyphénols pourrait s'expliquer par le fait que les feuilles sont exposées à l'ensoleillement solaire que

les autres organes de la plante (**Evenamede et al., 2017**). La lumière a un rôle important sur le développement des végétaux. Elle agit sur l'élongation des tiges, la morphologie des feuilles et leur teneur en pigments (**Dubois, 1973**). En fait, la protection vis-à-vis des UV passe généralement par la stimulation du métabolisme phénolique sous l'effet de ce rayonnement, ce qui conduit alors la plante à accumuler les composés protecteurs dont la nature peut varier selon le végétal (**Macheix et al., 2005**).

En outre, les organes des plantes participent à différentes fonctions avec des réactions physico-chimiques et métaboliques variables. Ces variabilités métaboliques sont les réponses d'adaptation physiologiques face aux conditions environnementales et aux stress (**Garrett et al., 2006**). Les parties aériennes des plantes sont le siège de la photosynthèse et sont exposées aux stress solaires dont celui des rayons ultraviolets (**Chetto et al., 2015**).

D'autre part, l'extrait acétonique a enregistré une teneur en polyphénols importante par rapport aux teneurs des extraits des feuilles de certaines alliées comme l'échalote (310.53 ± 23.28 mg EAG/100g MS) et l'ail triquètre (157.34 ± 8.68 mg EAG/100 g MS) étudiés par **Bouabbache et Khouchane (2018)**, et une teneur beaucoup moins considérable par rapport aux bulbes d'*Allium triquetrum L* étudiée par **Himad (2015)** dont la valeur est de 3204 mg EAG/100g MS en moyenne.

En effet les composés phénoliques sont présents chez tous les végétaux supérieurs. Ils correspondent à une très large gamme de structures chimiques et sont caractérisés par une répartition qualitative et quantitative très inégale selon les espèces considérées mais aussi les organes, les tissus et les stades physiologiques (**Macheix, 1996**). On trouve des métabolites secondaires dans toutes les parties de plantes, mais ils sont distribués différemment selon leurs rôles. Cette distribution varie d'une plante à l'autre (**Muanda Nsemi, 2010**). En outre, la teneur de la plupart des composés présents dans les fruits et légumes peut varier de façon plus ou moins importante, en fonction des conditions environnementales (température, rayonnement...), des modes de conduite (porte-greffe, taille, fertilisation, irrigation...) ou, plus largement, des modes de production (**Causse et al., 2007**).

En parallèle, les travaux réalisés sur le genre *Allium* dans différentes régions, montrent que la différence entre les teneurs en polyphénols de la présente étude et celles indiquées dans la littérature peut être dues aux plusieurs facteurs. Au-delà de la diversité entre espèces, de nombreuses sources de variations vont moduler ces teneurs au sein de

chaque espèce, les principales sources de variations sont inhérentes aux produits, d'ordre physiologique (liées au développement ou à la localisation dans le fruit ou le légume) ou génétique (lié au grand nombre de variétés disponibles), ou au contraire dépendantes des techniques culturales, des conditions environnementales, et enfin des conditions de conservation et de transformation après récolte (**Causse et al., 2007**).

D'autre part, les résultats de la présente étude ont indiqué une activité antioxydante totale remarquable par rapport aux résultats des extraits acétoniques et éthanoliques de la partie verte de la même plante trouvés par **Ait kaci Arab et Djerarda (2020)** ($2064,43 \pm 95,68$ mg EAG/100 g MS et $3248,28 \pm 86,98$ mg EAG/100 g MS respectivement) et ceux des extraits acétoniques du poireau sauvage trouvé par **Benmechaia (2019)** ($3047,55 \pm 75,09$ mg EAG/100 g MS) et cela malgré leur richesse en polyphénols par rapport à la partie blanche. Cela s'explique par le fait que la partie blanche contient d'autres composés bioactifs qui jouent un rôle antioxydant à l'exception des polyphénols, et que les extraits naturels sont des mélanges complexes de nombreuses molécules, aux propriétés chimiques différentes (**Hamidouch, 2017**).

Dans ce travail, les résultats montrent que la partie blanche du poireau cultivé présente une faible activité antioxydante vis-à-vis le radical DPPH par comparaison à celle de la partie verte du poireau cultivé et celle la partie blanche du poireau sauvage (**Benmechaia, 2019 ; Ait kaci Arab et Djerarda, 2020**). D'après **Mokrani (2009)**, les oignons pigmentés possèdent une activité antiradicalaire plus élevée que celle de l'ail et du poireau (bulbe). Ceci est dû à leur richesse en antioxydant dont l'acide ascorbique, les caroténoïdes et les polyphénols (flavonoïdes, flavonols et anthocyanines) (**Mokrani, 2009**).

En outre, le pouvoir réducteur de la partie blanche du poireau cultivé dans la présente étude est plus faible par rapport à celui de la partie verte de la même plante trouvé par **Ait kaci Arab et Djerarda (2020)** qui ont enregistré une valeur de $230,354559 \pm 6,65716134$ mg EAG /100 g MS lors de l'utilisation de l'acétone et une valeur de $218,321385 \pm 4,79401312$ mg EAG /100 g MS lors de l'utilisation de l'éthanol), ce qui est en accord avec les résultats de **Mokrani (2009)** qui a trouvé que les feuilles des alliacées manifestent un pouvoir réducteur plus élevé que celui des bulbes. Cela s'explique par la forte teneur en polyphénols dans la partie verte par rapport à la partie blanche. En effet, plusieurs études ont montré l'existence d'une corrélation positive entre la capacité à réduire le fer et

la teneur en composés phénoliques (**Mokrani, 2009 ; Nowak et al., 2016 ; Bettaieb Rebey et al., 2017 ; Strati et al., 2018**).

De plus, la similarité des activités réductrices des extraits acétonique et éthanolique de notre partie examinée, explique que les deux solvants sont convenables pour évaluer le pouvoir réducteur de fer d'*Allium porrum*.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

La famille des polyphénols renferme de nombreux composés d'intérêt nutritionnel et valorisables dans l'industrie alimentaire, la pharmacologie et la cosmétologie en raison de leurs propriétés antioxydantes.

Dans le présent travail, deux aspects de la partie blanche d'*Allium porrum* ont été étudiés : la teneur en polyphénols totaux et l'activité antioxydante des extraits acétoniques et éthanoliques.

D'après les résultats obtenus dans cette étude, la partie blanche du poireau cultivé représente une source potentielle de polyphénols et se caractérise par une forte activité antioxydante totale qui justifie son utilisation traditionnelle.

Les extraits acétoniques ont révélé les meilleurs teneurs en polyphénols. Néanmoins, les extraits éthanoliques ont représenté une activité de piégeage des radicaux libres DPPH et un pourcentage d'inhibition de β -carotène supérieurs à ceux des extraits acétoniques. En effet, l'évaluation de l'activité antioxydante a montré une forte corrélation entre la teneur en polyphénols totaux des extraits et leur pouvoir réducteur.

L'ensemble des résultats obtenus dans cette étude ne constitue qu'une ébauche dans le domaine de recherche des antioxydants naturels, il serait intéressant d'étayer ce travail par :

- ✓ L'isolement et l'identification des principes actifs responsables de l'activité antioxydante par des techniques d'analyse avancées.
- ✓ L'élargissement de l'échantillonnage aux autres types d'alliacées (ail, échalote, oignon.... etc.).
- ✓ L'étude d'autres activités comme l'activité antibactérienne, antifongique et anti-inflammatoire.
- ✓ L'élargissement des tests antioxydants en utilisant d'autres méthodes *in vitro*.
- ✓ L'étude de l'impact de la cuisson sur les constituants antioxydants.
- ✓ L'estimation de la teneur en flavonoïde et en tanins.
- ✓ La réalisation des tests *in vivo*.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Ait kaci Arab A, Djerarda L. 2020. Valorisation de la partie verte du poireau cultivé : quantification des polyphénols et activité antioxydante. *Mémoire de Master*, Université de Bordj Bou Arréridj.

Altemimi A, Lakhssassi N, Baharlouei A, Watson D, David A. 2017. Phytochemicals: Extraction, Isolation, and Identification of Bioactive Compounds from Plant Extracts. *Plants (Basel)*, 6(4) : 42.

Ames BN. 1986. Food constituents as a source of mutagens, carcinogens, and anticarcinogens. *Progress in Clinical Biological Research*, 206 : 3-32.

Aruoma OI. 2003. Methodological considerations for characterizing potential antioxidant actions of bioactive components in food plants. *Journal of Mutation Research*, 9(20) : 523-524.

Balasundram N, Sundram K, Samman S. 2006. Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food Chemistry*, 99(1) : 191-203.

Barouki R. 2006. Stress oxydant et vieillissement. *Medecine/sciences*, 22(3) : 266-272.

Beaudeau JL, Peynet J, Bonnefont-Rousselot D, Therond P, Delattre J, Legrand A. 2006. Sources cellulaires des espèces réactives de l'oxygène et de l'azote: Implication dans la transcription et la régulation des gènes. *Annales Pharmaceutiques Françaises*, 64(6) : 373-381.

Belkheiri N. 2010. Dérivés phénoliques à activités antiathérogènes. *Thèse de doctorat*. Université Toulouse III - Paul Sabatier, France.

Benmechaia k. 2019. Etude des propriétés antioxydantes du poireau sauvage *Allium sp* partie verte. *Mémoire de Master*, Université de Bordj Bou Arréridj.

Benchennaf K, Babouche K. 2018. Etude des paramètres d'extraction des composés phénoliques du poireau sauvage *Allium sp* et activité antioxydante. *Mémoire de Master*, Université de Bordj Bou Arréridj.

Bettaieb Rebey I, Bourgou S, Saidani Tounsi M, Fauconnier ML, Ksouri, R. 2017. Phytochemical composition and antioxidant activity of *Lavandula dentate* extracts. *Journal of new sciences, Agriculture and biotechnology*, 39(20) : 2096-2105.

- Birlouez E. 2016.** Ail, oignon et autres Alliées : approche historique et culturelle. *Phytothérapie*, 14 : 141-148.
- Blázovics A, Lugasi A, Szentmihályi K, Kéry A. 2003.** Reducing power of the natural polyphenols of *Sempervivum fectorum* *in vitro* and *in vivo*. *Acta biologica Szegediensis*, 47(1-4) : 99-102.
- Blois MS. 1958.** Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. *Nature*, 26 : 1199-1200.
- Bolton S, Null G, Troetel WM. 1982.** The medical uses of garlic-Fact and fiction. *American Pharmacists Association*, 22 : 40-43.
- Borg J, Reeber A. 2004.** Biochimie métabolique. *Ed. Ellipses*, Paris.
- Bouabbache N, Khouchane D. 2018.** Evaluation de l'activité antioxydante des feuilles de certaines plantes aliaceae. *Mémoire de Master*, Université de Béjaia.
- Bougatef A, Hajji M, Lassoued I, Triki-Ellouz Y, Nasri M. 2009.** Antioxidant and freeradical-scavenging activities of smooth hound (*Mustelus mustelus*) muscle protein hydrolysates obtained by gastrointestinal proteases. *Food Chemistry*, 114 : 1198-1205.
- Carrière A, Galinier A, Fernandez Y, Carmona MC, Pénicaud L, Casteilla L. 2006.** [Conséquences physiologiques et physiopathologiques des espèces mitochondriales réactives de l'oxygène]. *Medecine/sciences*, 22(1) : 47-53.
- Causse M, Amiot-Carlin MJ, Caillavet F, Combris P, Dallongeville J, Padilla M, Renard C, Soler LJ. 2007.** Les fruits et les légumes dans l'alimentation Enjeux et déterminants de la consommation. *Ed. INRA*, Paris. 80p.
- Chan KW, Iqbal S, Khong NMH, Ooi DJ, Ismail M. 2014.** Antioxidant activity of phenolics-saponins rich fraction prepared from defatted kenaf seed meal. *LWT-Food Science and Technology*, 56 (1) : 181-186.
- Chambial S, Dwivedi S, Kant Shukla K, Placheril JJ, Sharma P. 2013.** Vitamin C in Disease Prevention and Cure: An Overview. *Indian Journal of Clinical Biochemistry*, 28(4) : 314-328.
- Cheeseman H, Slater TF. 1993.** An introduction to free radical biochemistry. *British Medical Bulletin*, 49(3) : 481-493.

Chetto O, Dambier D, Fadli A, Benkirane R, Talha A, Benyahia H. 2015. Mise au point d'un test in vitro de comportement au sel de quatre génotypes d'agrumes. *Journal of Applied Biosciences*, 88 : 8154-8166.

Conner EM, Grisham MB. 1996. Inflammation, Free Radicals, and Antioxidants. *Nutrition*, 12(4) : 274-277.

Corzo-Martínez M, Corzo N, Villamiel M. 2007. Biological properties of onions and garlic. *Trends in Food Science & Technology*, 18(12) : 609-625.

Couplan F, 1998. Guide nutritionnel des plantes sauvages et cultivées. *Ed. Delachaux et Niestlé*, Paris. 255p.

Cuvelier C, Dotreppe O, Istasse L. 2003. Chimie, sources alimentaires et dosage de la vitamine E. *Annales de Médecine Vétérinaire*, 147 : 315-324.

Daglia M. 2012. Polyphenols as antimicrobial agents. *Current Opinion. Biotechnology*, 23(2) : 174-181.

Desmier T. 2016. Les antioxydants de nos jours : Définition et applications. *Thèse de doctorat*. Université de Limoges, France.

Doat J. 1978. Les tanins dans les bois tropicaux. *Bois et forêts des tropiques*, 182 : 37-54.

Dubois J. 1973. Action de la lumière sur la croissance et la teneur en pigments plastidaux des tissus isolés de carotte. *Bulletin de la Société Botanique de France*, 120 : 3-26.

El-haci IA. 2015. Etude phytochimique et activités biologiques de quelques plantes médicinales endémiques du sud de l'Algérie : *Ammodaucus leucotrichus* *coss. & Dur.*, *Anabasis aretioides* *Moq. & Coss.* Et *Limoniastrum feei* (*Girard*) *batt.* *Thèse de doctorat en Biologie*, Université de Tlemcen.

Esparza I, Salinas I, Santamaria C, Garcia-Mina JM, Fernandez JM. 2005. Electrochemical and theoretical complexation studies for Zn and Cu with individual polyphenol. *Analytica Chimica Acta*, 543 : 267-274.

Evenamede KS, Kpegba K, Simalou O, Boyode P, Agbonon A, Gbeassor M. 2017. Etude comparative des activités antioxydantes d'extraits éthanoliques de feuilles, d'écorces et de

racines de *Cassia sieberiana*. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 11(6) : 2924-2935.

Favier A. 2003. Le stress oxydant : Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité chimique*, 6 : 108-115.

Favier A. 2006. Stress oxydant et pathologies humaines Oxidative stress in human diseases. *Annales Pharmaceutiques Françaises*, 64 : 390-396.

Ferruzzi MG, Blakeslee J. 2007. Digestion, absorption, and cancer preventative activity of dietary chlorophyll derivatives. *Nutrition Research*, 27 : 1-12.

Gardès-Albert M, Bonnefont-Rousselot D, Abedinzadeh Z, Jore D. 2003. Espèces réactives de l'oxygène. Comment l'oxygène peut-il devenir toxique ? *L'actualité chimique*, 91-96.

Garrett KA, Dendy SP, Frank EE, Rouse MN, Travers SE. 2006. Climate Change Effects on Plant Disease: Genomes to Ecosystems. *The Annual Review of Phytopathology*, 44 : 489-509.

Ghali A, Rafed S. 2019. Screening phytochimiques et activité anti-hémolytique de deux plantes médicinales : *Allium ursinum* et *Allium porrum*. *Mémoire de Master*, Université de Bouira.

Gutteridge JM. 1993. Free radicals in disease processes: a compilation of cause and consequence. *Free Radical Research Communications*, 19(3) : 141-158.

Habibou HH, Idrissa M, Ikhiri Khalid, Benjamin O, Rabani A. 2019. Activité Antioxydante des Extraits Méthanoliques de Différents Organes de *Detarium microcarpum* Guill. & Perr. *European Scientific Journal*, 15(12) : 1857-7881.

Hamidi A. 2013. Etude phytochimique et activité biologique de la plante *Limoniastrum guyonianum*. *Mémoire de Master*, Université de Ouargla.

Hamidouch S. 2017. Etude de l'activité antioxydante des extraits de tige et feuille de *Crataegus laciniata*. *Mémoire de Master*, Université de Béjaïa.

Himed H. 2015. Etude des activités antioxydante et antibactérienne des polyphénols d'*Allium triquetrum* L. En vue de leur application sur la sardine commune. *Mémoire de Magister*, Université de Constantine.

Hynes MJ, O’Coinceanainn M. 2001. The kinetics and mechanisms of the reaction of iron(III) with gallic acid, gallic acid methyl ester and catechin. *Journal of Inorganic Biochemistry*. 85 : 131-142.

Iserin P. 2001. Encyclopédie des plantes médicinales. *Ed. Larousse vuef*, Paris. 335p.

Jokić S, Velić D, Bilić M, Bucić-Kojić A, Plan inić M, Tomas S. 2010. Modelling of the Process of Solid-Liquid Extraction of Total Polyphenols from Soybeans. *Journal of Food Science*, 28 : 206-212.

Kablan BJ, Adiko M, Abrogoua A. 2008. Evaluation *in vitro* de l’activité antimicrobienne de *Kalanchoe crenata* et de *Manotes longiflora* utilisées dans les ophtalmies en Côte d’Ivoire. *Phytothérapie*, 6 : 282-288.

Katalinic V, Mozina S, Skroza D, Generalic I, Abramovic H, Milos M, Ljubenkov I, Piskernik S, Pezo I, Terpin P, Boban M. 2010. Polyphenolic profile, antioxidant properties and antimicrobial activity of grape skin extracts of 14 *Vitis vinifera* varieties grown in Dalmatia (Croatia). *Journal of Food Chemistry*, 119 : 715-723.

Kehrer p. 2008. Radicaux libres en tant que médiateurs des blessures et des maladies tissulaires. *Examens critiques en toxicologie*, 23 : 21-48.

Kirsch I, Moore TJ, Scoboria A, Nicholls SS. 2002. The Emperor's New Drugs: An Analysis of Antidepressant Medication Data Submitted to the U.S. Food and Drug Administration. *Prevention and Treatment*, 5 : 23.

Koffi E, Sea T, Dodehe Y, Soro S. 2010. Effect of solvent type on extraction of polyphenols from twenty three Ivorian plants. *Journal of Animal and Plant Sciences*, 5 : 550-558.

Kohen R, Nyska A. 2002. Oxidation of biological systems: oxidative stress phenomena, antioxidants, redox reactions, and methods for their quantification. *Toxicologic Pathology*, 30(6) : 620-650.

Koren HS. 1995. Association between criteria air pollutants and asthma. *Environmental health perspectives*, 103 : 235-242.

Lykkesfeldt J, Michels AJ, Frei B. 2014. Vitamin C. *Advances in nutrition*, 5(1) : 16-18.

Macheix JJ. 1996. Les composés phénoliques des végétaux: quelles perspectives à la fin du XXème siècle? *Acta Botanica Gallica*, 143(6) : 473-479.

Macheix JJ, Fleuriet A, Jay-Allemand C. 2005. Les composés phénoliques des végétaux un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. *Ed. Presses polytechniques et universitaires romandes*, Italie.

Manach C, Scalbert A, Morand C, Rémésy C, Jiménez L. 2004. Polyphenols: food sources and bioavailability. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 79(5) : 727-747.

Martinez-Cayuela M. 1995. Oxygen free radicals and human disease. *Biochimie*, 77 : 147-161.

Menvielle-Bourg FJ. 2005. La superoxyde dismutase, puissant antioxydant naturel, désormais disponible par voie orale. *Phytotherapie*, 3 : 118-121.

Messiaen CM, Cohat J, Leroux JP, Pichon M, Beyries A. 1993. Les allium alimentaires reproduits par voie végétative. *Ed. INRA*, Paris. 230p.

Mohammedi Z, Atik F. 2011. Impact of solvent extraction type on total polyphenols content and biological activity from *Tamarix aphylla (L.) karst.* *International Journal of Pharmacy and Biological Sciences*, 2 : 609-615.

Mokrani A. 2009. Etude comparative du pouvoir antioxydant de quelques alliées. *Mémoire de Master*, Université de Béjaïa.

Moussard C. 2006. Biochimie structurale et métabolique. *Ed. De Boeck Supérieur*, 336p.

Muanda Nsemi F. 2010. Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques. *Thèse de doctorat*. Université de Paul Verlaine-Metz, France.

Mulinacci N, Prucher, D, Peruzzi M, Romani A, Pinelli P, Giaccherini C, Vincieri FF. 2004. Commercial and laboratory extracts from artichoke leaves: estimation of caffeoyl esters and flavonoidic compound content. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 34 : 349-357.

Najjaa H, Zouari S, Arnault I, Auger J, Ammar E, Neffati M. 2011. Différences et similitudes des métabolites secondaires chez deux espèces du genre *Allium*, *Allium roseum* L. et *Allium ampeloprasum* L. *Acta Botanica Gallica*, 158 : 111-123.

Nowak R, Szewczyk K, Gawlik-Dziki U, Rzymowska J, Komsta L. 2016. Potentiel antioxydant et cytotoxique de certaines espèces de *Chenopodium* L. poussant en Pologne. *Journal saoudien des sciences biologiques*, 23(1) : 15-23.

Oyaizu M. 1986. Studies on products of browning reaction: antioxidative activity of products of browning reaction. *Japanese Journal of Nutrition*, 44 : 307-315.

Panche AN, Diwan AD, Chandra SR. 2016. Flavonoids: an overview. *Jurnal of Nutritional Science*, 5 : e47.

Prieto P, Pineda M, Aguilar M. 1999. Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex: specific application to the determination of vitamin E. *Analytical Biochemistry*, 269 : 337-341.

Prior RL, Wu X, Schaich S. 2005. Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(10) : 4290-4302.

Rabinowitch HD. 1990. Onions and Allied Crops. *Ed. Botany, Physiology, and Genetics*, Boca Raton. 287p.

Rahman K. 2007. Studies on free radicals, antioxidants, and co-factors. *Clinical interventions in Aging*, 2(2) : 219-236.

Ribéreau-Gayon P. 1968. Les composés phénoliques des végétaux. *Ed. Dunod, Paris*. 254p.

Rodrigues AS, Pérez-Gregorio MR, García-Falcón MS, Simal-Gándara J, Almeida DPF. 2011. Effect of meteorological conditions on antioxidant flavonoids in Portuguese cultivars of white and red onions. *Food Chemistry*, 124 : 303-308.

Sanchez-Moreno C. 2002. Review: Methods used to evaluate the free radical scavenging activity in food and biological systems. *Food Science and Technology International*, 8(3) : 121-137.

Schreyen L, Dirinck P, Van Wassenhove F, Schamp N. 1976. Volatile flavor components of leek. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 24(2) : 336-341.

Singleton VL, Rossi JA. 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American journal of Enology and Viticulture*, 16(3) : 144-158.

Sripad G, Prakash V, Narasinga Rao MS. 1982. Extractability of polyphenols of sunflower seed in various solvents. *Journal of Biosciences*, 4 : 145-152.

Strati IF, Kostomitsopoulos G, Lytras F, Zoumpoulakis P, Proestos C, Sinanoglou VJ. 2018. Optimization of Polyphenol Extraction from *Allium ampeloprasum* var. *porrum* through Response Surface Methodology. *Foods*, 7(10) : 162.

Sun T, Ho CT. 2005. Antioxidant activities of buckwheat extracts. *Food Chemistry*, 90 : 743-749.

Tang SY, Halliwell B. 2010. Medicinal plants and antioxidants: What do we learn from cell culture and *Caenorhabditis elegans* studies?. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 394(1) : 1-5.

Tigrine N. 2016. Activité antioxydante des extraits d'écorce et de pulpe de *Citrus limon* et *Citrus sinensis*. *Mémoire de magister*, Université de Béjaïa.

Torreggiani A, Tamba M, Trincherio A, Bonora S. 2005. Copper(II)–Quercetin complexes in aqueous solutions: spectroscopic and kinetic properties. *Journal of Molecular Structure*, 744-747 : 759-766.

Valko M, Izakovic M, Mazur M, Rhodes CJ, Telser J. 2006. Role of oxygen radicals in DNA damage and cancer incidence, *Molecular and cellular biochemistry*, 266(1-2) : 37-56.

Vamecq J, Vallée L, Storme L, Gelé P, Bordet R. 2004. Les acteurs immédiats du stress oxydatif. *La Lettre du Pharmacologue*, 18(1) : 16-23.

Victorin K. 1994. Review of the genotoxicity of nitrogen oxides. *Mutation research*, 317(1) : 43-55.

Xing M. 2012. Oxidative stress: a new risk factor for thyroid cancer. *Endocr Relat Cancer*, 19(1) : C7-11.

Yu L. 2001. Free radical scavenging properties of conjugated linoleic acids. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(7) : 3452-3456.

Sites web

Chatre L. 2017. Rôle des mitochondries dans le stress oxydatif. Production d'ERO et d'ERA. Lien avec la santé, disponible en ligne à l'URL <https://planet-vie.ens.fr/thematiques/cellules-et-molecules/physiologie-cellulaire/stress-antioxydants-et-mitochondries>.

De Murard L. 2019. Tout savoir sur le poireau, disponible en ligne à l'URL <https://www.eurotoques.fr/tout-savoir-sur-le-poireaux/>

Heitz L. 2014. Poireau : Vertus et bienfaits sur la santé, disponible en ligne à l'URL <https://www.alsagarden.com>

Résumé

Le poireau (*Allium porrum* L.), une plante de la famille des Alliacees traditionnellement consommé dans de nombreux pays méditerranéens est reconnu comme une riche source de métabolites secondaires avec des avantages pour la santé.

La présente investigation est consacrée à l'estimation de la teneur en polyphénols totaux des extraits acétoniques et éthanoliques de la partie blanche d'*Allium porrum* et à l'évaluation de leur pouvoir antioxydant.

La teneur totale en composés phénoliques a été déterminée en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu et l'activité antioxydante a été évaluée en utilisant quatre tests à savoir ; la capacité antioxydante totale, le pouvoir réducteur du fer, l'activité scavenger de DPPH et le test de blanchissement de β -carotène.

Les résultats obtenus montrent que la teneur la plus élevée en polyphénols est enregistrée dans l'extrait acétonique ($353,64 \pm 15,32$ mg EAG/100 g MS) par rapport à l'extrait éthanolique. Malgré cela, l'extrait éthanolique a révélé une activité antioxydante totale plus importante avec une valeur de $3822,27 \pm 189,25$ mg EAG/100 g MS. De plus, l'extrait éthanolique a montré un pourcentage d'inhibition de β -carotène (32,33%) et une capacité de piégeage du radical libre DPPH ($20,5 \pm 0,73$ mg EAG/100 g MS) supérieurs à ceux de l'extrait acétonique. Par contre, le test de FRAP a révélé un pouvoir pratiquement identique pour les deux extraits.

Mots clés : *Allium porrum*, partie blanche, extrait acétonique, extrait éthanolique, polyphénols totaux, activité antioxydante.

ملخص

الكراث (*Allium porrum* L) هو نبات من الفصيلة الثومية يتم إستهلاكه تقليديا في العديد من دول البحر الأبيض المتوسط و يعرف كمصدر غني بالأيضات الثانوية ذات الفوائد الصحية.

هذا العمل مكرس لتقدير إجمالي الفينولات للمستخلصات الأسيوتونية و الإيثانولية للجزء الأبيض ل *Allium porrum* و تقييم نشاطها المضاد للأكسدة.

تم قياس المحتوى الكلي للمركبات الفينولية باستخدام كاشف فولين سيوكالتو. و تم تقييم نشاط مضادات الأكسدة باستخدام أربعة إختبارات و هي : إجمالي القدرة المضادة للأكسدة، قوة ارجاع الحديد، إختبار 2.2 ثنائي الفينيل-1-بيكريل هيدرازيل للتثبيط الجذري، و إختبار تبييض بيطا كاروتين.

أظهرت النتائج المتحصل عليها أنّ المحتوى الاعلى للفينولات مسجل في المستخلص الاسيتوني (353.64 ± 15.32 ملغ تكافئ حمض الفاليك/ 100 غ من المادة الجافه) مقارنة بمستخلص الإيثانول. بالرغم من ذلك، كشف مستخلص الإيثانول عن نشاط هام لاجمالي قدره المضاده للاكسده بقيمة (3822.27 ± 189.25 ملغ تكافئ حمض الفاليك/ 100 غ من المادة الجافه).

بالإضافة إلى ذلك، أظهر المستخلص الإيثانولي نسبة 32.33% من تثبيط بيطا كاروتين و قدرة على تثبيط الجذر DPPH ب (20.5 ± 0.73 ملغ تكافئ حمض الفاليك/ 100 غ من المادة الجافه) أكبر من المستخلص الأسيوتوني . من ناحية أخرى، كشف إختبار ارجاع الحديد نشاط متطابق عمليا لكلا المستخلصين.

الكلمات المفتاحية: *Allium porrum* ، الجزء الأبيض، مستخلص أسيوتوني، مستخلص إيثانولي، إجمالي الفينولات، مضادات الأكسدة.

Abstract

Leek (*Allium porrum* L.), plant belongs to the Alliaceae family, traditionally consumed in many mediterranean countries has been recognized as a rich source of secondary metabolites with related health benefits.

The present investigation was devoted to estimate the total polyphenols of acetonic and ethanolic extracts of the white part of *Allium porrum* and the evaluation of their antioxidant power.

The total phenol content was dertermined by using Folin-Ciocalteu reagent and the antioxidant activity was evaluated using four assays: total antioxidant capacity, the ferric reducing power, scavenging capacity of DPPH and the β -carotene bleaching assay.

The results obtained showed that the highest phenolic content was recorded in the acetonic extract ($353,64 \pm 15,32$ mg EAG/100 g DM) than ethanolic extract. Despite this, the ethanolic extract revealed a very important total antioxidant activity with a value of $3822,27 \pm 189,25$ mg EAG/100 g DM. In addition, the ethanolic extract was showed a percentage of inhibition of β -carotène (32,33%) and a trapping capacity of the free radical DPPH ($20,5 \pm 0,73$ mg EAG/100 g DM) superior than those of acetonic extract. However, the FRAP assay was revealed a power practically similar for both extracts.

Key words: *Allium porrum*, white part, acetonic extract, ethanolic extract, total phenols, antioxidant activity.