

Réf :.....

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Revue bibliographique sur les
activités antioxydantes des
Gymnospermes**

Présenté par :

KESSASRA Nadjiba & MOULAOU SIHAM

Soutenu le : **15 Septembre 2021**

Devant le jury composé de :

Mme CHAHAER-BAZIZI N.	MCA	Président
Mme BOUADAM-FARHI B.	MAA	Encadreur
Mme REMILA-KHEREDDINE S.	MCB	Examineur

Année universitaire : 2020 / 2021

Remerciements

*Nous tenons tout d'abord à remercier **ALLAH** le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce travail.*

*Nous tenons à exprimer toute notre reconnaissance à notre encadreur **Mme BOUADAM-FARHI Baya**, nous la remercions de nous avoir encadrés, orientés, aidés et conseillés.*

*Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury:
Mme ou M^R CHAHAER-BAZIZI N. Mme ou M^R REMILA-KHEREDDINE S.*

pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre thème en acceptant d'examiner notre travail et de l'enrichir par leurs propositions et orientations

Nous adressons aussi nos remerciements à tous les enseignants de l'Université de Bejaia « Targa Ouzamour » et toutes les personnes qui nous ont aidé et accompagné durant notre formation master

Enfin, Merci à tous ceux et celles qui nous ont soutenu d'une manière ou d'une autre, de près ou de loin.

SIHAM ET NADJIBA

Dédicaces

A ma chère mère, Naima

A mon cher père, BOUBKEUR

*Qui n'ont jamais cessé, de formuler des prières à mon égard,
de me soutenir et de m'épauler pour que je puisse atteindre mes objectifs*

A mes chères sœurs, Sirine et Ritadj

A mon cher grand père, et mes chères grands- mères,

Qui je souhaite une bonne santé et une longue vie

A mon cher Mari, Hocine

Pour son soutien moral et ses précieux conseils tout au long de mes études

Il a été toujours à mes côtés dans les moments difficiles

A ma belle famille

***A ma chère amie, Badra pour son aide qui m'a supporté dans les
moments difficiles***

*Je me ferais un agréable devoir de remercier mon encadreur **Mme BOUADAM-
FARHI Baya**, enseignante à la faculté des Science de la Nature et de la Vie de
l'Université de Bejaia d'avoir proposé et dirigé ce travail de fin d'étude et de m'avoir
fait bénéficier de son expérience et aussi pour précieux conseils.*

À tous mes collègues de la promotion: Biochimie appliquée, master 2020-2021

À toute ma famille,

Dédicaces

Je tiens à remercier en premier lieu Dieu le tout puissant qui m'a donné le courage et la patience et qui a éclairé mon chemin pour achever ce travail.

*Je tiens à remercier profondément mes
Très chères parents*

qui m'ont toujours encouragé et poussé à réussir, pour tout ce qu'ils m'ont donné, leur aide éternel et leur amour.

Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que vous méritez pour tous les sacrifices que vous n'avez cessé de faire depuis ma naissance, jusqu'à ce jour. Ce travail est le fruit des sacrifices que vous avez consentis pour mon éducation et ma formation.

Et mon cher frère : Farès

À ma chère sœur : Ilhem

*Je tiens à exprimer l'assurance de mes sentiments respectueux et dévoués à mon encadreur madame **Mme Bouadam-Farhi Baya**, qui a guidé mes travaux avec patience, pour m'avoir fait bénéficier de ses expériences et de ses compétences scientifiques et professionnelles. Je tiens aussi à la remercier pour sa disponibilité et ses conseils lors de la réalisation de ce mémoire et pour le soutien moral qu'elle n'a cessé de me l'apporter.*

*Des remerciements spéciaux à **Mme Bouhafis Lila** enseignante à l'université Jijel, pour son aide, pour ses précieux conseils, sa disponibilité permanente et sa gentillesse. Je lui adresse mes vifs remerciements.*

*À mes amies avec qui j'ai vécu des beaux moments au cours de mon cursus à l'université,
Imène, Nabila et Nihad*

À tous mes collègues de la promotion : Biochimie appliquée, master 2020-2021

Tous ceux qui de près ou de loin ont contribué à la réalisation de ce travail.

Liste des abréviations

ERO: Espèces réactives oxygénées

SOD: Superoxydedismutases

CAT: Catalases

GPx : Glutathion peroxydase

NADPH : Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate

TrxR : Thiorédoxine réductase

GSH : Glutathion réduit

GSSG : Glutathion oxydé

DPPH : 2,2-diphényl 1-picrylhydrazyle

ABTS : Acide 2,2'-azino-bis (3-éthylbenzothiazoline-6-sulphonique)

IC 50 : Concentration inhibitrice à 50 %

TBA : Acide barbiturique

CLHP : Chromatographie en phase liquide a haute performance

FRAP : La capacité de réduction ferrique du plasma

BHT : Hydroxytoluène butylé

PCL : Photochimi-luminescence au luminal

EC 50 ou IC 50 : Concentration efficace à 50 %

Liste des figures

Figure n° 01 : Aperçu des différentes espèces oxygénées activées (EOA) et des antioxydants régulateurs de leur production.....	03
Figure n° 02 : Activité principale des polyphénols : le piégeage des radicaux libre.....	09
Figure n° 03 : Formes comparées des cônes de quelques conifères.....	13
Figure n° 04 : Feuilles en forme d'écaille des gymnospermes.....	14
Figure n° 05 : Feuilles en forme d'aiguilles des gymnospermes « pins ».....	14
Figure n° 06 : Cônes males du pin « appareil reproducteur mâle ».....	15
Figure n° 07 : Cône femelle d'une gymnosperme.....	15

Sommaire

Liste des figures

Liste des annexes

Liste d'abréviations

Introduction..... 1

Chapitre I: Les antioxydants

I.1. Définition..... 3

I.2. Mode d'action des antioxydants..... 4

I.3. Origines et types des antioxydants..... 4

I.3.1. Systèmes antioxydants enzymatiques..... 4

I.3.2. Systèmes antioxydants non enzymatiques..... 6

I.4. Intérêt des antioxydants dans la lutte contre le stress oxydatif..... 11

I.4.1. Effets des antioxydants sur la santé..... 11

I.4.2. Les antioxydants dans l'alimentation..... 12

I.4.3. Usage en technologie..... 12

Chapitre II: Présentation des Gymnospermes et des deux genres *Cupressus* et *Juniperus*

II.1. Les gymnospermes..... 13

II.1.1. Définition..... 13

II.1.2. Classification des Gymnospermes..... 16

II.2. Famille des *Cupressaceae*..... 16

II.2.1. Définition..... 16

II.2.2. Classification des *Cupressaceae*..... 16

II.3. Le genre *Cupressus*..... 16

II.3.1. Définition..... 16

II.3.2. Classification..... 17

II.3.3. Utilisation pharmaceutique..... 17

II.4. Le genre *Juniperus*..... 19

II.4.1. Définition..... 19

II.4.2. Classification..... 19

II.4.3. Utilisation thérapeutique..... 19

Chapitre III: Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de *Cupressus* et *Juniperus*

III.1. Synthèse bibliographique des travaux réalisés..... 21

III.1.1. Le genre *Juniperus*..... 21

III.1.2. Le genre *Cupressus*..... 27

III.2. Facteurs intervenant dans l'activité antioxydante d'une plante..... 32

III.3. L'application des propriétés antioxydantes *in vivo* (cas de genévrier)..... 33

Conclusion..... 35

Références bibliographiques..... 36

Annexes

Introduction

Introduction

Depuis de nombreuses années, les plantes médicinales jouent un rôle important dans la médecine et la pharmacologie. Aujourd'hui, on estime qu'environ 80% de la population mondiale repose sur des préparations botaniques comme médicaments pour répondre à leurs besoins de santé (**Ogbera et al., 2010**).

Une grande partie des recherches actuelles porte sur l'étude des molécules antioxydantes d'origine végétale (les vitamines, les caroténoïdes et les polyphénols), pour remplacer celles de synthèse en raison des risques toxicologiques potentiels (**Athamna et al., 2010**). En effet, les polyphénols et les huiles essentielles sont des composés naturels largement répandus dans le règne végétal qui ont une importance notamment grâce à leurs effets bénéfiques sur la santé et les activités antioxydantes de ces produits ont été rapportées dans plusieurs travaux dans le monde (**koechlin-ramonatxo et al., 2006 ; Bouzouita et al., 2008**).

La famille des Cupressacées (*Cupressaceae*) appelée également Cupressinées, est une famille de plantes très ancienne. Ses espèces sont largement utilisées comme des remèdes pour lutter contre des maladies humaines car elles contiennent des composants chimiques d'une valeur thérapeutique et d'un pouvoir antioxydant. Elles sont utilisées comme un remède contre le rhume, les infections urinaires, l'urticaire, la dysenterie, l'hémorragie et l'arthrite rhumatismale et pour soulager les douleurs menstruelles , également comme des antihelminthiques et antiseptiques , aussi pour la cicatrisation des plaies et pour le traitement de l'hyperglycémie , les ulcères , les vers intestinaux et les maladies du foie (**Le Floc'h, 1983 ; Amer et al., 1994 ; Nostro et al., 2000 ; Barrero et al., 2004; Singh, 2006 ; Mazari et al., 2010; Ehsani et al., 2012 ; Orhan et al., 2012 ; Taviano et al., 2013 ; Alzergy et Elgharbawy, 2017 ; Orhan, 2017**).

Sur la base des caractères morphologiques et moléculaires, la famille des Cupressacées est subdivisée en sept sous familles dont la sous famille des *Cupressoideae* (**Gadek et al., 2005**). À cette dernière appartiennent les deux genres: *Cupressus* et *Juniperus* que nous avons choisi pour réaliser notre étude dans laquelle nous nous sommes intéressés à faire une

synthèse bibliographique des études effectuées sur l'activité antioxydante de quelques espèces appartenant à ces deux genres ceci est l'objectif de notre travail.

La problématique de notre travail est de chercher est ce qu'il ya des espèces de ces deux genres qui sont dotées d'un pouvoir antioxydant ? Quelles sont les espèces les plus étudiées, dans ce contexte, dans le monde en général et en Algérie en particulier ? Quelles sont les métabolites qui sont à l'origine de cette activité.

Notre travail est organisé en trois chapitres, dans le premier seront présentés les antioxydants, leurs origines et leurs domaines d'utilisation.

Le deuxième chapitre résumera les informations qui concernent les Gymnospermes et les deux genres de la famille des *Cupressacées*, leur classification et leur utilisation thérapeutique, ainsi que leurs activités antioxydantes.

Le troisième chapitre sera consacré à une synthèse bibliographique sur tous les travaux réalisés sur l'activité antioxydante de quelques espèces des deux genres, en Algérie et dans le monde. Ce dernier chapitre sera suivi par une conclusion.

Chapitre I

Les antioxydants

I.1. Définition

Pour se protéger des effets délétères des espèces oxygénées actives (EOA), l'organisme dispose d'un ensemble complexe de défenses par les antioxydants (Fig. 01). Mais bien que le terme « antioxydant » soit fréquemment utilisé, il est difficilement définissable car il couvre un large nombre de molécules et des domaines très divers comme l'alimentation, l'industrie chimique, l'industrie pharmaceutique (Gutteridge et Halliwell, 1989 ; Haleng et al., 2007).

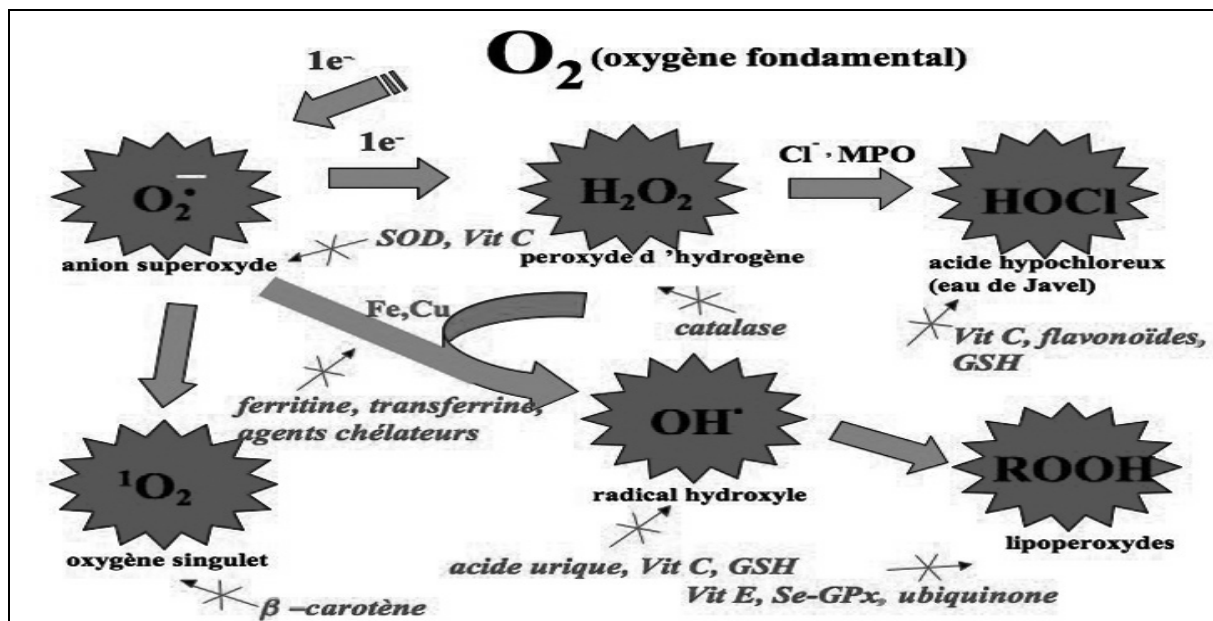


Figure n° 01. Aperçu des différentes espèces oxygénées activées (EOA) et des antioxydants régulateurs de leur production (Haleng et al., 2007).

Halliwell (1999) a défini les antioxydants comme « toute substance qui, en faible concentration par rapport au substrat susceptible d'être oxydé, prévient ou ralentit l'oxydation de ce substrat ». Un antioxydant est une substance qui inhibe ou retarde significativement, l'oxydation d'un substrat par chélation de radicaux libres qui sont à l'origine de diverses maladies. Ils sont produits par le corps ou bien apportés par l'alimentation pour combattre les effets toxiques des radicaux lors du stress oxydant (Delattre et al., 2005 ; Halliwell et Gutteridge, 2008).

I.2. Mode d'action des antioxydants

Pour contrôler la production permanente des ERO (Espèces Réactives Oxygénées), les organismes vivants possèdent des systèmes de défense qui les protègent contre les dommages des ERO par la neutralisation de ces derniers. Ces défenses permettent de maintenir la concentration en espèces radicalaires à un taux basal (homéostasie physiologique). La gamme de protection fournie par chaque antioxydant dépendra de sa concentration, sa réactivité à l'égard des particules de l'espèce réactive de l'oxygène considéré et du statut de l'antioxydant avec qui il interagit. Certains composés contribuent aux défenses antioxydantes par la chélation des métaux de transition et les empêchent de catalyser la production des radicaux libres dans la cellule (Pincemail *et al.*, 2002 ; Imlay, 2003 ; Vertuani *et al.*, 2004).

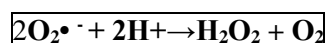
I.3. Origines et types des antioxydants

Lorsque des ERO commencent à s'accumuler dans la cellule, ils peuvent être neutralisés par des molécules de défense antioxydantes, présentes dans la cellule, comme le glutathion, les vitamines E et C, la bilirubine, l'acide lipoïque, et des enzymes comme la catalase, la superoxyde dismutase, la glutathion peroxydase, les peroxyrédoxines. Les antioxydants peuvent être classés selon leurs origines en deux classes les antioxydants enzymatiques et les non enzymatiques (Delattre *et al.*, 2005 ; Barouki, 2006).

I.3.1. Systèmes antioxydants enzymatiques

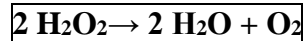
L'organisme se défend contre les radicaux en synthétisant des enzymes qui les neutralisent. Les principales enzymes antioxydantes sont la superoxyde dismutase, la glutathion peroxydase et la catalase (Vincent *et al.*, 2004).

➤ **Superoxydes dismutases (SOD) :** Les superoxydes dismutases (SOD) sont des métallo-enzymes (ce sont des enzymes utilisant des métaux comme cofacteurs). Elles éliminent l' O_2^- en catalysant sa dismutation, une O_2^- étant réduite en H_2O_2 et une autre oxydée en O_2 . Il existe plusieurs iso-formes selon le métal utilisé par l'enzyme (cuivre/zinc, manganèse, fer, nickel) (Johnson, 2005 ; Halliwell, 2006 ; Baudin, 2006 ; Afonso *et al.*, 2007).



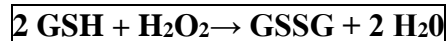
Réaction 01 : Superoxydes dismutases (SOD)

➤ **Catalases (CAT) :** Les catalases sont localisées dans les peroxysomes et sa cible principale est le H₂O₂ . Cette place est stratégique puisque c'est ici que des enzymes comme les flavines, l'urate oxydase, la glucose oxydase et les D-amino-oxydases produisent des radicaux libres H₂O₂ où l'activité de la catalase est coordonnée avec la concentration en H₂O₂ (**Lehucher-Michel et al., 2001 ; Schrader ; Fahimi, 2004**).



Réaction 02 : Catalases (CAT)

➤ **Glutathion peroxydase (GPx) :** Les glutathions peroxydases (GPxs), une famille des enzymes contenant du sélénium qui éliminent H₂O₂ en couplant sa réduction à l'eau avec l'oxydation du glutathion réduit (GSH) (**Brigelius-Flohe, 1999**).



Réaction 03 : Glutathion peroxydase (GPx)

La glutathion peroxydase (GPx) est une enzyme, formée de quatre sous-unités contenant chacune un atome de sélénium incorporé dans une molécule de séléncystéine (dans laquelle l'oxygène du groupement hydroxyle de la sérine est remplacé par le sélénium). L'enzyme est présente dans les liquides extracellulaires et dans les cellules au niveau du cytosol et des mitochondries. Elle assure la transformation des hydroperoxydes organiques, lipidiques notamment, de type ROOH en ROH. Son rôle principal consiste en l'élimination des peroxydes lipidiques résultant de l'action du stress oxydant sur les acides gras polyinsaturés (**Chaudière et Tappel, 1983 ; Carlsberg and Mannervik, 1985 ; Haleng et al., 2007**).

➤ **L'hème oxygénase :** Il existe l'hème oxygénase constitutive et inductible, cette dernière est induite par le stress oxydant et les LDLox (LDLoxydé ou cholestérol oxydé), elle possède un effet antiathérogène chez la souris (**Immenschuh et Ramadori, 2000**).

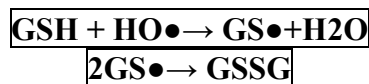
➤ **Le système thiorédoxine:** L'antioxydant majeur responsable du maintien des protéines à l'état réduit est la thiorédoxine qui sera régénérée par le nicotinamide adénine dinucléotide phosphate (NADPH) sous l'action de la thiorédoxine réductase (TrxR) qui possède un groupement séléncystéine dans son site actif. Elle intervient dans la dégradation

des peroxydes lipidiques et du peroxyde d'hydrogène, ainsi que dans la régénération du radical ascorbyl en acide ascorbique (Haleng et al., 2007).

I.3.2. Les systèmes antioxydants non enzymatiques

➤ Le glutathion

Le glutathion est un thiol très abondant se retrouvant de façon ubiquitaire chez les plantes, les animaux et les végétaux (Noctor, 1998).



Réaction 04 : Le glutathion

La forme réduite (GSH) est un tripeptide (γ -Glu-Cys-Gly), stable, à fort pouvoir réducteur et très soluble dans l'eau, l'oxydation du glutathion, en GSSG, entraîne la formation d'un pont disulfure entre les cystéines de deux GSH. Dans des conditions physiologiques, le GSSG est en concentration très faible. Le rapport GSH/GSSG est considéré comme un excellent marqueur de la peroxydation lipidique et permet d'objectiver l'importance du stress (Noctor, 1998 ; Haleng et al., 2007).

➤ L'acide urique

Selon Haleng et al. (2007), l'acide urique est le produit terminal majeur du métabolisme des purines chez l'homme, il est à pH physiologique majoritairement ionisé sous forme d'urate. C'est un piègeur puissant de radicaux ($\text{OH}\bullet$, $\text{ROO}\bullet$, $\text{NOO}\bullet$...). Les propriétés antioxydantes de l'urate *in vivo* peuvent être appréciées indirectement par le fait qu'un produit de réaction de l'urate avec les espèces oxygénées activées (EOA) (Haleng et al., 2007).

➤ La bilirubine

La bilirubine est un produit terminal de la dégradation de l'hème, un produit qui résulte essentiellement du catabolisme de l'hémoglobine par les cellules réticuloendothéliales, elle est capable de piéger $\text{ROO}\bullet$ et l'oxygène singulet. Ainsi, elle protège l'albumine et les acides gras liés à l'albumine des attaques radicalaires (Haleng et al., 2007).

➤ Les vitamines

- Vitamine E (ou α -tocophérol)

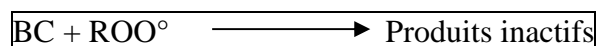
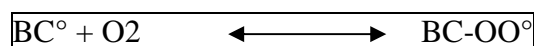
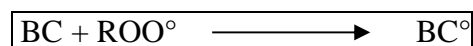
Le terme de vitamine E désigne un groupe de composés lipophiles possédant l'activité biologique de l' α -tocophérol. La vitamine E, comme la vitamine C, est un antioxydant très efficace du fait de sa faible propension à être un donneur d'électrons. Elle agit principalement par le transfert direct d'atomes d'hydrogène. L' α -tocophérol est un piègeur d'oxygène singulet et de radical hydroxyle. Sa localisation, au niveau des membranes, en fait l'antioxydant le plus important dans la prévention de la peroxydation des lipides membranaires. Par ailleurs, il peut réduire les peroxydes lipidiques et bloquer la réaction en chaîne de peroxydation lipidique s'initiant après la peroxydation d'acides gras polyinsaturés (Weiser, 1982 ; Njus et Kelley, 1991 ; Fryer, 1992 ; Krieger-Liszkay et Trebst, 2006 ; Collin *et al.*, 2008).

- **Vitamine C(ou acide L-ascorbique)**

C'est une vitamine très fragile qui peut facilement être dégradée lors des modes de cuisson par exemple. L'effet antioxydant de l'acide ascorbique pourrait inhiber les processus d'oxydation et les radicaux libres qui jouent un rôle dans l'initiation et la promotion du processus néoplasique. La vitamine C ou ascorbate agit principalement en piégeant directement les ERO, ou bien en régénérant l' α -tocophérol (Block, 1992 ; Carr *et al.*, 1999 ; Lemoine, 2006 ; Bationo *et al.*, 2015).

- **Les caroténoïdes**

Le chef de file des caroténoïdes est cependant le β -carotène également appelé provitamine A car, après hydrolyse hépatique, il donne naissance à deux molécules de vitamine A. Le β -carotène se trouve dans l'abricot, le melon, la carotte, les légumes verts (épinards, laitue...), et le lycopène, pigment rouge présent notamment dans la tomate et le pamplemousse. L'effet protecteur du β -carotène contre le cancer est lié à ses capacités immunostimulantes. Cela a été démontré chez le rat par un apport de vitamine A (Tomita *et al.*, 1987 ; Haleng *et al.*, 2007).



Reaction 05 : Les caroténoïdes

➤ **Les oligo-éléments**

- **Le sélénium**

Le sélénium n'est pas un anti-oxydant en tant que tel, car il ne peut piéger les radicaux libres, mais il joue un rôle primordial comme cofacteur de la GPx (**Haleng et al., 2007**).

- **Le cuivre**

Le cuivre est l'un des cofacteurs essentiels de la SOD étant donné sa facilité à passer de l'état réduit à l'état oxydé. Il agit au niveau de la synthèse érythropoïétique en agissant sur la libération du fer, c'est un stimulant neuropsychique car il favorise la synthèse des catécholamines au niveau du système nerveux. Il joue également un rôle important dans l'initiation des réactions produisant des E.R.O de par ses propriétés de métal de transition, tout comme le fer. Une concentration importante en cuivre pourra être le révélateur d'un stress oxydant (**Del Corso et al., 2000 ; Laliberté et Labbé, 2008 ; Jomova et Valko, 2011 ; Dusek, 2015**).

- **Le zinc**

Le zinc est un cofacteur de la SOD, il peut protéger le groupement thiol des protéines et lutter contre la formation des ERO induite par le fer ou le cuivre. Une carence en zinc est souvent liée à un stress oxydant plus important et à l'apparition de pathologies chroniques (**Mezzetti et al., 1998 ; Jomova et Valko, 2011**).

- **Le Manganèse**

Le manganèse est présent en grande quantité dans les mitochondries du muscle squelettique, du foie, du pancréas et du rein, il est impliqué dans la synthèse, la sécrétion et l'action de l'insuline en association au zinc et au cuivre, comme il participe à la synthèse des vitamines E et B1 (**Flitsanakis et al., 2009**).

- **Les polyphénols**

Les polyphénols sont issus du métabolisme secondaire des plantes, ils sont synthétisés par la voie shikimate. Ils forment un ensemble de molécules comportant au moins un groupe

phénolique dans leur structure et sont en général de haut poids moléculaire. Ils sont classés en deux groupes: les composés flavonoïdes, regroupés en diverses familles: flavonols, flavanols, flavones, isoflavones, flavanones et anthocyanes, et les composés non flavonoïdes qui sont divisés en acides phénols et dérivés, lignanes et stilbènes. L'efficacité antioxydante des polyphénols est essentiellement due à la facilité avec laquelle un atome d'hydrogène d'un groupe hydroxyle aromatique est cédé à un radical libre. Ils sont capables de piéger des espèces radicalaires (Fig. 02) et de chélater les métaux de transition comme le Fer et le Cuivre qui permettent de catalyser les oxydations (Duthie *et al.*, 2003 ;Hoffmann, 2003 ; Stevenson et Hurst, 2007).

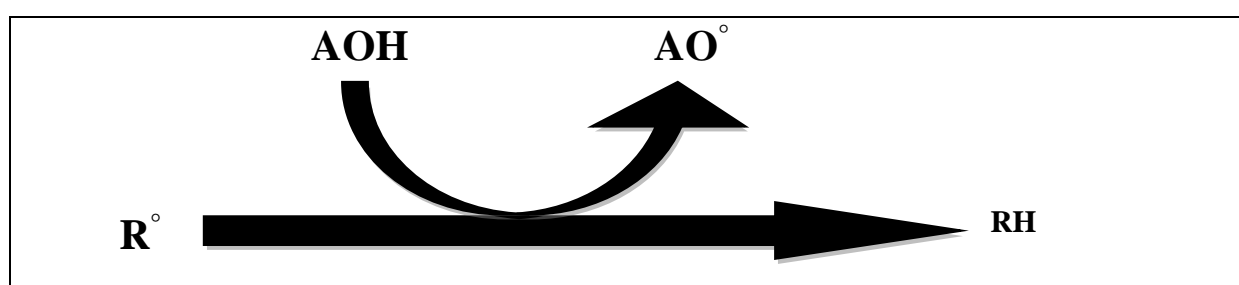


Figure n° 02. Activité principale des polyphénols : le piégeage des radicaux libres (Stevenson et Hurst, 2007).

Le polyphénol (AOH) cède un atome H aux radicaux libres (R°). Sa forme oxydée (AO°) est stabilisée ensuite. Il paraît néanmoins que les polyphénols interagissent avec des cibles protéiques (enzymes, signalisation intracellulaire, récepteurs nucléaires...) ce qui leur assure des effets anti-athérogéniques, anti-inflammatoires, anti-thrombotiques, anti-cancérigènes (Stevenson et Hurst, 2007).

✓ **Les phénols simples:** Ce sont des dérivés en C6 du noyau benzénique, rares à l'état naturel et issus de la décarboxylation de l'acide shikimique. On trouve parmi les phénols simples l'hydroquinol, le pyrocatechol et le phloroglucinol (Chira *et al.*, 2008).

✓ **En C6-C1 ou les acides hydroxybenzoïques:** Ils sont composés d'un noyau benzénique sur lequel vient s'attacher une chaîne aliphatique à un carbone. On trouve l'acide vanillique, l'acide syringique, l'acide gentisique et l'acide gallique. Le principal composé est l'acide gallique dont la teneur est comprise entre 100 et 230 mg/kg (Chira *et al.*, 2008).

✓ **En C6-C3 ou les acides hydroxycinnamiques :** Ces composés sont dérivés directement de l'acide cinnamique qui n'est pas un acide phénolique . L'acide cinnamique et les acides hydroxycinnamiques sont aussi désignés sous le terme de phénylpropanoïdes, leur squelette de base est un noyau benzénique avec une chaîne aliphatique à 3 carbones, avec un ou plusieurs groupements hydroxyles souvent estérifiés en ester d'alcool aliphatique comme les acides caféique, para-coumarique, férulique et sinapi (**Ferguson Harris et Zhu, 2005 ; Chira et al., 2008**).

L'acide férulique ou acide 3-(4-hydroxy-3-méthoxyphényl)prop-2-énoïque est reconnu comme ayant un bon pouvoir antioxydant vis-à-vis des ERO mais pourrait également avoir une activité anti-tumorale sur le cancer du sein et du foie (**Kampa et al., 2004 ; Lee, 2005**).

✓ **Les coumarines:** Cette famille regroupe les dérivés de la coumarine, ou 1-benzopyrane-2-one, qui ne possède pas de fonction hydroxyle –OH, exemple: le psoralène, qui est un composé naturel de la famille des furanocoumarines (**Robert ; Stern et al., 1997**).

✓ **En C6-C4 ou les naphthoquinones:** La principale molécule utilisée dans ce groupe est la juglone, ou 5-Hydroxy-1,4- naphthalenedione, que l'on trouve essentiellement dans le noyer noir connue par ses propriétés anticancéreuses et sa toxicité vis-à-vis des autres plantes en provoquant des retards de développement (**Chen et al., 2009**).

✓ **En C6-C2-C6 ou les stilbènes:** Le resvératrol, est un polyphénol de la classe des stilbènes qui se présente sous la forme de deux isomères, *cis* et *trans*, cette dernière possède une activité antioxydante très nettement supérieure à celle de la forme *cis* . Le resvératrol est un photoprotecteur en applications cutanées, un anti-inflammatoire en inhibant l'agrégation plaquettaire et il possède une activité anti-tumorale (**Pace-Asciak et al., 1995 ; Mérillon et al., 1997 ; Afaq et Mukhtar, 2006 ; Ferraz da Costa et al., 2012**).

✓ **En C6-C2-C6 ou les lignanes:** Les lignanes et les néolignanes constituent un vaste groupe de substances naturelles de nature polyphénolique très répandu chez les végétaux supérieurs . Elles possèdent des propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires et des

propriétés anticancéreuses, plus spécifiquement contre le cancer du sein (**Adlercreutz, 2007 ; Lamblin, 2008 ; Korkina et al., 2011**).

✓ **En C6-C3-C6 ou Flavonoïdes et Isoflavonoïdes:** Ce sont les composés les plus abondants parmi tous les composés phénoliques. En plus de leur implication dans les processus de défense contre les UV, la pigmentation, la stimulation des nodules de fixation de l'azote, ils agissent aussi comme piègeurs de radicaux libres tels que le DPPH°, le superoxyde et le peroxyde d'azote, ou encore comme chélateurs de métaux. Il existe plusieurs groupes de flavonoïdes, dont les principaux sont les flavones, les flavonols, les flavan-3-ols, les isoflavones, les flavanones et les anthocyanidines. Les flavonoïdes sont très largement étudiés en raison de leurs multiples propriétés biologiques, ainsi que leurs propriétés antioxydantes, malgré que leur biodisponibilité reste faible (**Hille et Nishino, 1995; Nijveldt et al., 2001 ; Aviram et Fuhrman, 2002 ; Chira et al., 2008 ;**).

I.4. Intérêt des antioxydants dans la lutte contre le stress oxydatif

Les antioxydants peuvent supprimer les dégâts cellulaires des effets des radicaux libres, et ceux qui consomment des fruits et légumes qui sont de bonnes sources d'antioxydants ont un faible risque de développer le cancer, des maladies cardiaques et certaines maladies neurologiques (**Sies, 1997 ; Stanner et al., 2004**).

I.4.1. Effets des antioxydants sur la santé

- **Traitement des maladies**

Le cerveau est le principal organe vulnérable aux blessures oxydatives à cause de son taux de métabolisme élevé et sa richesse en lipides polyinsaturés qui ont fait de lui la cible de peroxydation lipidique. Les antioxydants vont aussi être utilisés comme traitement possible des maladies neuro-dégénératives telles que la maladie d'Alzheimer, la maladie de Parkinson (**Reiter, 1995 ; Di Matteo et Esposito, 2003**).

- **Prévention des maladies**

Il y a des preuves que les antioxydants peuvent empêcher des maladies comme la dégénérescence musculaire, supprimer l'immunité due à l'une des pauvres nutrition et de la neurodégénération . D'autres substances dans les fruits et légumes (flavonoïdes) ou un complexe de mélange de substance peuvent contribuer à la meilleure santé cardiovasculaire de ceux qui consomment beaucoup de fruits et légumes (**Bartlett et Esperjesi, 2003 ; Lotito et Frei, 2006**).

I.4.2. Les antioxydants dans l'alimentation

Les auteurs ont constaté que les antioxydants naturels empêchaient l'oxydation des protéines, la peroxydation des lipides, la production des dérivés réactifs de l'oxygène (DROs), l'inflammation neuronale et la production des radicaux libres. Les antioxydants se révélèrent être un outil efficace pour la compréhension des perturbations neuronales ainsi que des réactions radicalaires. Certains antioxydants comme l'acide ascorbique peuvent être détruits par le stockage à long terme ou la cuisson prolongée (**Rodriguez-Amaya, 2003 ; Uttara et al., 2009**).

D'autres composés antioxydants sont plus stables comme les antioxydants phénoliques dans les repas comme les céréales entières et le thé .En général, les aliments transformés contiennent moins d'antioxydants que les aliments frais et non préparés, car le processus de préparation peut exposer les aliments à l'oxygène (**Henry et Heppell, 2002 ; Rietveld et Wiseman, 2003**).

I.4.3. Usage en technologie (Conservation des aliments)

Comme l'oxygène est aussi important pour la respiration des plantes, le stockage de matériel végétal dans des conditions anaérobiques produit des goûts désagréables et des couleurs peu attrayantes. Les antioxydants constituent une classe importante d'agent de conservation. Ces agents de conservation incluent l'acide ascorbique (AA E300), le propyl gallate (PG E310), le tocophérol (E306), butyl-hydroquinone tertiaire (TBHQ) (**Zallen et al., 1975 ; Iverson, 1995**).

Chapitre II

**Présentation des Gymnospermes et des
deux genres Cupressus et Juniperus**

Chapitre II *Présentation des Gymnospermes et des deux genres Cupressus et Juniperus*

Dans le monde végétal, nous trouvons: les cryptogames (fougères, prêles, mousses, champignons, lichens) correspondant aux plantes sans fleurs ni graines et les spermatophytes (phanérogames) qui sont des plantes à graines. Les spermatophytes sont repartis en deux sous-embranchements qui sont les angiospermes « plantes à graines enveloppées » et les gymnospermes « plante à graines nues » (Reille, 2014).

II.1. Les gymnospermes

II.1.1. Définition

Les gymnospermes sont des plantes à fleurs primitives contenant des cônes (Fig. 04), leurs graines ne sont pas protégées dans un fruit. Ils sont qualifiés « d'arbres toujours verts » car leurs feuilles sont persistantes (Singh, 2006 ; Dupont et Guignard, 2015).



Figure n° 03. Formes comparées des cônes de quelques conifères (Reille, 2014)

Les gymnospermes sont composés majoritairement des arbres appelés « résineux » qui possèdent des feuilles réduites soit en forme d'écaillés chez le cyprès de Provence (Fig. 05), soit sous forme d'aiguilles chez les pins par exemple (Fig. 06) (Reille, 2014).



Figure n °04. Feuille des gymnospermes en forme d'écaille « Cyprès » (Reille, 2014).



Figure n °05. Feuille des gymnospermes en forme d'aiguilles « Pins » (Reille, 2014).

La plupart des gymnospermes sont des espèces monoïques, c'est à dire que les structures reproductrices mâles et femelles sont portées par un même individu. Les organes reproducteurs sont localisés au niveau des cônes (organes sexuels). Les cônes mâles (Fig. 07) produisent le pollen, tandis que les cônes femelles (Fig. 08) portent les ovules (Ozenda et al., 1982).

Chapitre II Présentation des Gymnospermes et des deux genres Cupressus et Juniperus

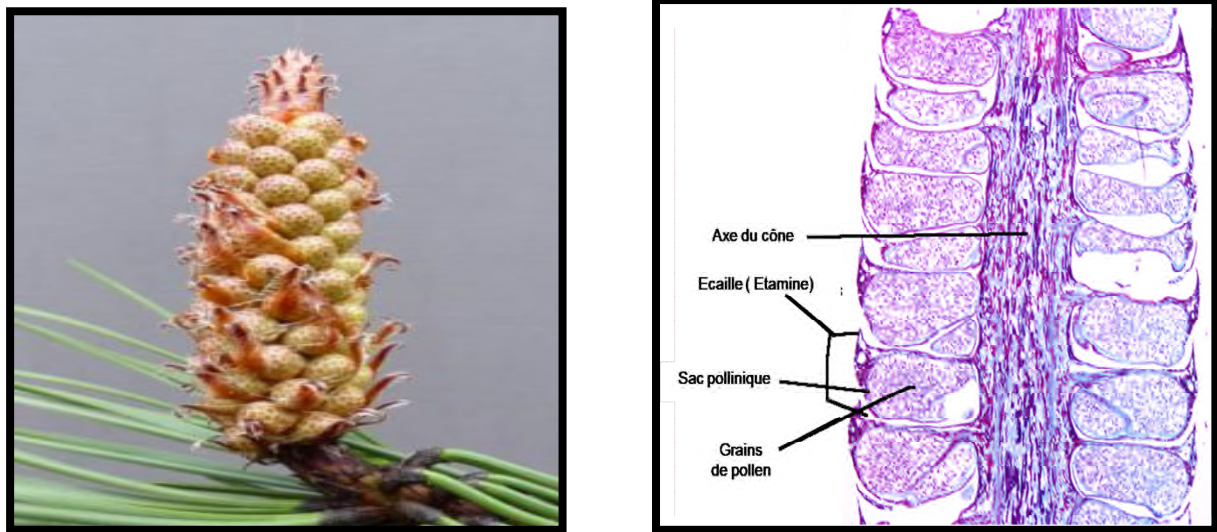


Figure n ° 06. Cônes males du pin « appareil reproducteur mâle » (Reille, 2014).

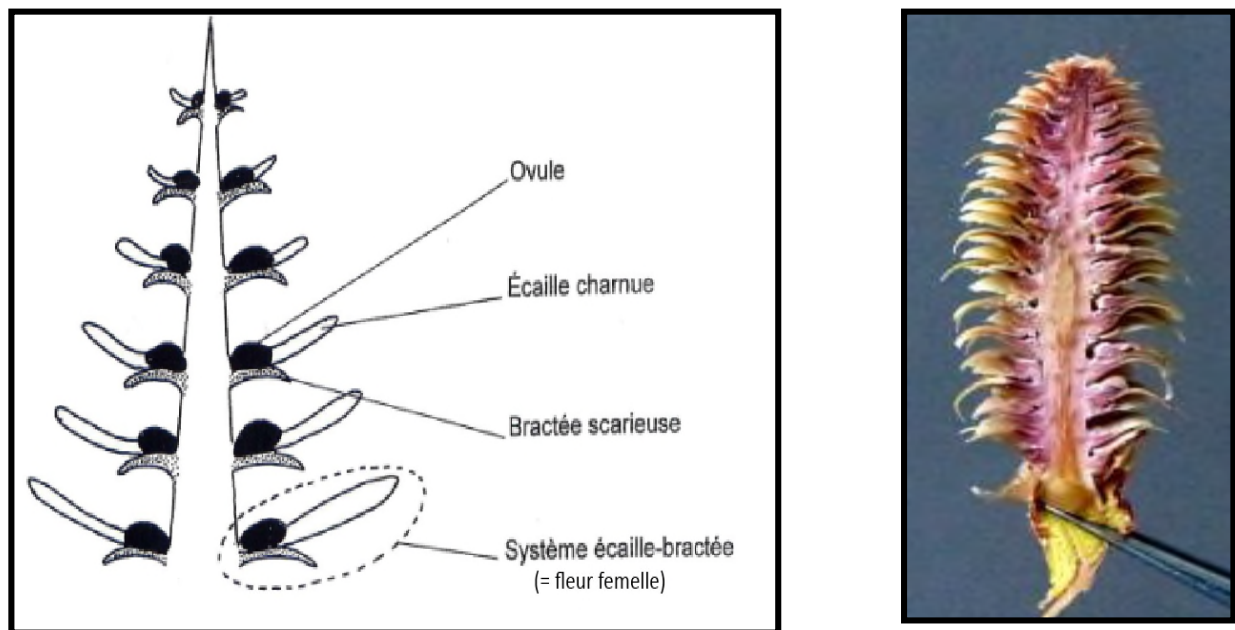


Figure n ° 07. Cône femelle d'une gymnosperme (Reille, 2014).

II.1.2. Classification des Gymnospermes

Les gymnospermes comportent environ douze familles (**Dupont et al., 2015**). Dans notre travail, nous nous sommes intéressés à l'étude des deux genres ou tribus de la famille des Cupressacées (Fig. 09).

II.2. Famille des *Cupressaceae*

II.2.1. Définition

La famille des Cupressacées (*Cupressaceae*) appelée également cupressinées, est une famille des gymnospermes très ancienne dont on trouve des traces dans les couches datant du Jurassique. Les Cupressacées appartiennent à l'ordre Coniférales qui sont des arbres ou arbustes généralement résineux et aromatiques. Ils sont monoïques et rarement dioïques (**Spencer, 1995; Singh, 2006**).

II.2.2. Classification des *Cupressaceae*

Sur la base de critères génétiques et morphologique, la famille des Cupressacées est subdivisée en sept sous-familles, la plus diversifiée est la sous famille des *Cupressoideae* qui comporte les genres suivants : *Thuja*, *Thujopsis*, *Chamaecyparis*, *Fokienia*, *Calocedrus*, *Tetraclinis*, *Microbiota*, *Platycladus*, *Callitropsis*, *Cupressus* et *Juniperus* (Fig. 09) (**Gazengel et al., 2000; Farjon, 2005; Singh, 2006**). Ces derniers ont fait l'objet de notre travail.

Dans le présent travail nous avons choisi deux genres appartenant à la famille des Cupressacées à savoir le genre *Cupressus* et le genre *Juniperus*.

II.3. Le genre *Cupressus*

II.3.1. Définition

Les conifères qui ont le nom commun de « cyprès » appartiennent au genre *Cupressus*, et à la sous famille des *Cupressoideae* puis à l'ordre des Cupressales (**Allemand, 1979; Gellini et Grossoni, 1979; Ducrey et al., 1999 ; Tumen et al., 2012**).

Les cyprès peuvent être trouvés sous climats tempérés chauds, dans l'hémisphère Nord, plus précisément autour de la Méditerranée, en Asie et en Amérique du Nord. (Allemand, 1979; Gellini et Grossoni, 1979; Ducrey et al., 1999).

II.3.2. Classification

D'après Pontoppidan (2000), il existe environ vingt-cinq espèces de cyprès dans le monde, nous citons principalement:

Cupressus sempervirens: le Cyprès de Provence

Cupressus arizonica: le Cyprès bleu

Cupressus macrocarpa: le Cyprès de Lambert

Cupressus dupreziana: le Cyprès de Duprey

Cupressus leylandii: le Cyprès de Leyland

Cupressus glabra: le Cyprès glabre

Cupressus cashmeriana: le Cyprès de cachemire

Cupressus atlantica: le Cyprès de l'Atlas

Cupressus torulosa: le Cyprès de l'Himalaya

Cupressus funebris: le Cyprès de Chine

Cupressus guadalupensis: le Cyprès de Guadalupe

Cupressus goveniana: le Cyprès de Californie

Cupressus lusitanica: le Cyprès de Goa...

II.3.3. Utilisation pharmaceutique

Les plantes aromatiques et médicinales ont été largement utilisées comme des remèdes pour lutter contre des maladies humaines car elles contiennent des composants chimiques d'une valeur thérapeutique et d'un pouvoir anti-oxydant (Nostro et al., 2000). Selon Bruneton (1999), les biflavonoïdes sont des molécules spécifiques des gymnospermes, par leurs propriétés anti-oxydantes, ils piègent les radicaux libres survenant au cours d'anoxie, d'inflammation, ou encore d'auto-oxydation lipidique, ces radicaux libres peuvent engendrer

Chapitre II Présentation des Gymnospermes et des deux genres Cupressus et Juniperus

des effets hypocholestérolémiants et diurétiques et causer la survenue des cancers (**Bruneton, 1999**).

D'autres composés à intérêt médicinal comme les tanins sont retrouvés dans le cyprès. La propriété tannante apporte de nombreux bénéfices notamment dans la protection de couches profondes de la peau ce qui va limiter les pertes en fluides et reconstituer en cas de blessures ou brûlures et lui assure une protection vis-à-vis les agressions extérieures (**Bruneton, 1999 ; Gazengel et Orecchioni, 2000**).

Des études ont montré que les feuilles de *Cupressus sempervirens* sont utilisées comme antiseptiques et antispasmodiques. Il existe de nombreux rapports sur les extraits à l'acétate d'éthyle de feuilles et de tiges des différentes parties de cette plante et son activité biologique. En outre, *Cupressus sempervirens* est également utilisé comme remède traditionnel pour traiter diverses maladies telles que : la toux, le rhume, les infections parasitaires, les inflammations et les hémorroïdes (**Mazari et al., 2010; Zouaghi et al, 2015; Boudjema, 2017**).

Actuellement, les huiles essentielles sont considérées comme de précieux produits naturels jouant le rôle de matières premières dans de nombreux domaines d'abord pharmaceutiques par leurs propriétés anti-inflammatoires, antispasmodiques, et elles sont considérées aussi comme des remèdes anesthésiques locaux. Ensuite, dans le domaine de l'aromathérapie, par son efficacité remarquable principalement dans les congestions veineuses comme: les hémorroïdes, les varices, les jambes lourdes, les œdèmes des membres inférieurs qui se manifestent par le gonflement des jambes ou/et des pieds, et au niveau de la prostate en cas d'inflammation accompagnée de congestion prostatique (**Piquet, 1992; Malhebiau, 1994; Bruneton, 1999 ; Buchbauer, 2000 ; Williem, 2009 ; Guimarães et al., 2010**).

Les espèces de la famille des *Cupressaceae* constituent une source des huiles essentielles dotées de différentes activités biologiques (**Adorjan et Buchbauer, 2010 ; Mazari et al., 2010**). De plus, l'étude de (**Bouksaim et al., 2018**) a montré que les huiles

essentielles de *Cupressus sempervirens* possèdent des propriétés antimicrobiennes qui peuvent être utilisées comme des agents antimicrobiens naturels pour les maladies humaines et infectieuses.

II.4. Le genre *Juniperus*

II.4.1. Définition

« Genévrier » peut trouver ses racines dans l'ancien français, geneivre, genioivre qui aurait donné genièvre. Le genévrier est un conifère à feuillage persistant du genre *Juniperus*, il appartient à la famille des Cupressacées, il se présente sous forme d'arbres et d'arbustes, qui peuvent atteindre dix mètres de hauteur, à feuilles linéaires, persistantes, étroites et épineuses et toujours vertes (**Garnier et al , 1961 ; Gray, 1864; Adams, 1998**).

Les cônes mâles s'organisent en châton ovoïde, ceux des femelles en châton arrondi, formant plus tard une baie de la grosseur d'un pois, à deux ou à trois graines ou plus. Les espèces appartenant à ce genre sont soit monoïque le cas par exemple de l'Oxycèdre ou dioïque comme le Genévrier de Phénicie. Toutes les espèces de *Juniperus* sont originaires de l'hémisphère nord, à l'exception de *Juniperus procera*, qui pousse également dans l'hémisphère sud (Afrique de l'Est) (**Gray, 1864; Adams, 1998; Adams, 2004 ; Gurib-Fakim et Schmelzer, 2008; Adams et al., 2010; Orhan et al., 2011 ; Lapie et Maige, 1914**).

II.4.2. Classification

Le genre *Juniperus* appartient à la tribu *Junipereae* et à la sous-famille *Cupressoideae*. Il comprend approximativement 75 espèces d'arbustes ou d'arbres persistants réparties en 3 sections : *Caryocedrus* (une seule espèce ; *J. drupaceae* Labill.), *Juniperus* appelé également *Oxycedrus* (14 espèces) et *Sabina* (près de 60 espèces) (**Vidaković, 1991 ; Adams, 2014**).

II.4.3. Utilisation thérapeutique

Chapitre II Présentation des Gymnospermes et des deux genres Cupressus et Juniperus

Les espèces de *Juniperus* ont de nombreux usages en médecine traditionnelle. Elles sont utilisées comme un remède contre le rhume, les infections urinaires, l'urticaire, la dysenterie, l'hémorragie et l'arthrite rhumatoïdale et pour soulager les douleurs menstruelles, elles sont utilisées également comme des antihelminthiques et antiseptiques et aussi pour la cicatrisation des plaies et pour le traitement de l'hyperglycémie, et ulcères, les vers intestinaux et les maladies du foie. En outre, les baies et les feuilles sont utilisées à des fins diurétiques, stomacales, antirhumatoidales et antifongiques. Les branches feuillées sont exploitées pour traiter certains cas d'eczéma et en inhalation contre l'asthme, bronchite, maux de tête, étourdissements et pour contrôler l'arthrite. Comme pour le genévrier de Phénicie, l'espèce *Juniperus oxycedrus* est également utilisée comme un remède populaire pour traiter l'obésité, la tuberculose, la bronchite et la pneumonie. Comme elle possède différentes propriétés à savoir stimulante, diurétique, tonique de l'estomac, antiseptique pulmonaire et dépurative. Ainsi son huile appelée huile de cade aide pour lutter contre les dermatoses et divers parasites (gale, teigne, herpès, eczéma, acné ou psoriasis). De plus, les huiles essentielles du « *Juniperus* » sont utilisées pour le traitement de la lèpre et de la typhoïde (Seigue, 1985; Amer *et al.*, 1994; Sanchez de Medina *et al.*, 1994 ; Bellakhdar, 1997 ; Barrero *et al.*, 2004; Bertaudière-Montes et Montès, 2004; Derwich *et al.*, 2010 ; Mazari *et al.*, 2010; Bhar et Balouk, 2011 ; Ehsani *et al.*, 2012 ; Orhan *et al.*, 2012 ; Miara *et al.*, 2013 ; Taviano *et al.*, 2013 ; Alzergy et Elgharbawy, 2017; Orhan, 2017).

Chapitre III

Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

III.1. Synthèse bibliographique des travaux réalisés sur les deux genres choisis

III.1.1. Le genre *Juniperus*

Les plantes appartenant au genre *Juniperus* contiennent divers composés tels que les composés phénoliques (polyphénols totaux, flavonoïdes, tanins...) (**Innocenti et al., 2007; Miceli et al., 2009; Taviano et al., 2013**) et les terpenoïdes (huiles essentielles, sesquiterpenoïdes, diterpénoïdes, et autres terpènes) (**Loizzo et al., 2007; Seca et al., 2008; Orav et al., 2010; Lesjak et al., 2011**). Les plantes de ce genre ont des activités antioxydantes (**Taviano et al., 2013**). Plusieurs méthodes ou tests sont utilisés pour évaluer cette dernière. Nous illustrons ci-dessous une synthèse des résultats obtenus pour les tests les plus utilisés.

➤ Activité antioxydante due aux extraits phénoliques (composés phénoliques)

Plusieurs études ont montré que ce sont les extraits phénoliques, notamment alcooliques, qui ont une activité et une efficacité antioxydante élevée par rapport aux autres métabolites (à l'exemple des huiles essentielles), cette efficacité peut être due aux phénols présents dans ces extraits (**Boulanouar et al., 2013**). **Lesjak et al. (2013)** ont expliqué aussi la forte activité anti-radicalaire des extraits alcooliques à la polarité, tel que la fraction polaire liée à l'extrait méthanolique contenant plus de composés phénoliques totaux et les teneurs en flavonoïdes (**Keskes et al., 2014**). De plus, l'activité antioxydante des composés phénoliques est principalement due à leurs propriétés redox qui les font agir comme agents réducteurs, des donneurs d'hydrogène et des extincteurs d'oxygène singulet. Ils peuvent également avoir un potentiel de chélation des métaux (protocole dans l'annexe n°3) (**Hossain, 2011**).

Les résultats de l'étude d'**Ennajjar et al. (2009)** sur l'activité antioxydante par le piégeage du DPPH (protocole dans l'annexe n°1) et ABTS(protocole dans l'annexe n°4) ont montré que du point de vue partie de la plante, que les feuilles de *Juniperus phoenicea* ont présenté une activité antioxydante importante par rapport aux baies et quelque soit la nature de solvant d'extraction, mais à l'intérieur du même organe, cas des extraits des feuilles, ce sont les extraits alcooliques qui ont indiqué la meilleure activité de piégeage du radical DPPH : méthanoliques dans le cas de feuilles (IC50 = 8,5 ± 0,3 mg/L) qui est comparable à

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

celle de la vitamine C ($IC_{50}=4,4 \pm 0,2$ mg/L) et éthanoliques dans le cas des baies ($IC_{50}=54 \pm 1$ mg/L). Quant aux extraits préparés dans d'autres solvants, éthyle acétate, dichlorométhane, les résultats des auteurs ont révélé des activités modérées. Selon **Hayouni et al. (2007)**, le changement dans le solvant, présentait divers degrés d'activité antioxydante; la polarité modifie sa capacité à dissoudre un groupe des composés antioxydants et influence l'estimation de l'activité. Concernant les résultats du test ABTS, c'est toujours les extraits des feuilles qui ont présenté une activité importante par rapport à ceux des cônes et bien évidemment pour les deux parties, c'est dans les extraits alcooliques que la plus forte activité a été enregistrée (méthanoliques pour les feuilles dont $IC_{50} = 6.5 \pm 0.3$ mg/L et l'extrait d'éthyle d'acétate pour les baies avec un $IC_{50} = 35 \pm 1$ mg/L).

L'efficacité de l'extrait méthanolique, elle est confirmée d'abord dans le travail de **Lim et al. (2002)** qui ont examiné l'activité antioxydante du bois de cœur de *Juniperus chinensis* de Corée, où ils ont trouvé que l'extrait méthanolique a présenté une forte activité de piégeage des radicaux libres par test DPPH ($IC_{50} = 18,5$ µg/ml), tandis que les fractions solubles n-hexane, $CHCl_3$ (chloroforme ou trichlorométhane) et H_2O ont montré une faible activité ($IC_{50} > 40,0$ µg/ml) (**Lim et al., 2002**). Ensuite dans l'étude de **Miceli et al. (2011)** qui ont travaillé sur l'extrait méthanolique des baies de *Juniperus drupacea Labill* de la Turquie, où les résultats obtenus dans leur travail ont montré que l'extrait traité présentait une très bonne activité antioxydante par le test DPPH ($IC_{50}=0,38 \pm 0,2$ mg/ml). Puis dans les résultats de **Taviano et al. (2011)** qui ont indiqué que tout les extraits méthanoliques des branches de *Juniperus communis L. var communis*, *Juniperus communis L. var communis saxatilis pall*, *Juniperus drupacea labill*, *Juniperus oxydrus L. subsp. oxydrus*, collectées en Turquie, ont montré la plus forte activité de piégeage (cas du test du DPPH) et une puissance de réduction de fer plus forte (cas du test de pouvoir réducteur) (protocole dans l'annexe n°2) par rapport aux extraits aqueux des mêmes espèces en particulier l'extrait méthanolique de *Juniperus oxydrus L. subsp. oxydrus* (DPPH: $IC_{50}= 0,046 \pm 0,004$ mg/ml ; Pouvoir réducteur: $1,781 \pm 0,040$ ASE/ml) (**Taviano et al., 2011**). Ces derniers supposent que les extraits de méthanol contiennent des quantités plus élevées de réducteurs, qui pourraient réagir avec les radicaux libres pour les convertir en produits plus stables et bloquent la réaction en chaîne radicalaire (**Taviano et al., 2011**). En outre, en raison de leurs teneurs plus élevées en

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

phénols, les extraits méthanoliques des baies de *Juniperus sabina* et ceux de *Juniperus phoenicea* ont efficacement inhibée l'oxydation de l'acide linoléique dans le test β -carotène (protocole dans l'annexe n°5) avec les valeurs de $IC_{50} = 12,95 \mu\text{g/ml}$ et $IC_{50} = 30,85 \mu\text{g/ml}$ respectivement (**Ozturk et al., 2011**).

L'activité antioxydante des plantes est dépendante soit de la composition en métabolites de plante ou soit de la nature du solvant d'extraction de ces métabolites, d'après **Hayouni et al. (2007)**, dans leur étude portée sur l'activité antioxydante par ABTS et blanchiment de *B*-carotène des extraits des fruits de *Juniperus phoenicea* préparés dans l'eau et deux solvants organiques (acétone et chloroforme) ainsi dans des mélanges des solvants (Mélange 1 composé de l'eau+ acétone+ acide acétique et Mélange 2 qui contient de l'eau+ acétate d'éthyle+ méthanol), la teneur en polyphénols de tous les extraits (sauf quelques-uns) est en corrélation avec leur activité antioxydante, confirmant que les polyphénols contribuent à une activité antiradicalaire de ces extraits de plantes. Ainsi, les extraits obtenus en utilisant les solvants de polarité plus élevée étaient des capteurs de radicaux plus efficaces et ils ont une forte activité antioxydante. Selon **Taviano et al. (2011)**, une corrélation a été trouvée entre le contenu phénolique total et l'activité de piégeage des radicaux DPPH à la fois dans les extraits méthanoliques et aqueux. De plus, l'extraction sélective à partir de plantes naturelles par des solvants et des méthodes appropriées, est importante pour obtenir des fractions à haute teneur en antioxydants (**Hayouni et al., 2007**).

Les explications de **Hayouni et al. (2007)** sont confirmées dans les travaux de **Miceli et al.** qui ont déterminé l'activité antioxydante des extraits des baies des espèces du genévrier poussant en Turquie : d'abord un travail en **2009** sur l'activité de l'extrait des baies *Juniperus communis var. communis* et *Juniperus communis L. var. saxatilis* par la méthode du DPPH et celle de l'acide barbiturique (TBA). Par sa contenance élevée en flavonoïdes, *Juniperus communis var. communis* s'est avérée plus actif que *Juniperus communis L. var. saxatilis* dans le test DPPH ($IC_{50} = 0,63 \pm 0,09 \text{ mg/mL}$ et $1,84 \pm 0,10 \text{ mg/mL}$ respectivement) et (IC_{50} de $4,44 \pm 0,70 \text{ g/mL}$ et $120,07 \pm 3,60 \text{ g/mL}$) dans le test du TBA (**Miceli et al., 2009**). En revanche, dans le dosage pour détermination du pouvoir réducteur du fer, l'extrait méthanolique du *Juniperus communis L. var. saxatilis* était plus actif que celui du *Juniperus*

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

communis var. *communis* $12,82 \pm 0,10$ ASE/mL et $64,14 \pm 1,20$ ASE/mL, respectivement) (Miceli et al., 2009). Ensuite un autre travail en 2011 sur l'activité de l'extrait des baies de *Juniperus drupacea* par le DPPH, qui a montré une activité antioxydante importante grâce à la présence des quantités élevées en composés phénoliques, et l'amentoflavone représenté par le composé biflavonoïde le plus abondant révélés par l'analyse de HPLC. Ajouté à ces deux travaux, nous citons l'étude de Taviano et al. (2013) réalisée sur l'activité antioxydante, par le test DPPH et TBA, des extraits des baies mûrs de deux sous espèces de l'espèce *Juniperus oxycedrus* (*Juniperus oxycedrus* L. subsp. *oxycedrus* (Joo) et *Juniperus oxycedrus* L. subsp. *macrocarpa* (Sibth. & Sm.) Ball. (Jom) qui a révélé une forte activité antioxydante dans les extraits méthanoliques de *Juniperus oxycedrus* L. subsp. *macrocarpa* (Sibth. & Sm.) (IC₅₀= $0,63 \pm 0,009$ mg/ml) qui pourrait être attribué, selon les auteurs, au contenu phénolique de l'espèce dont le profil avait montré une teneur en flavonoïdes plus élevée (Taviano et al., 2013). Il en est de même Lesjak et al. (2013) qui ont expliqué que la forte activité antioxydante de *Juniperus foetidissima*, issue de Macédoine, peut être attribuée à la présence des composés phénoliques.

Quelque soit le solvant utilisé (méthanolique, éthanolique ou d'acétate d'éthyl), les extraits des feuilles et des rameaux de *Juniperus phoenicea* se montrent actifs par rapport à ceux des baies dans les deux mécanismes ou méthodes (FRAP et blanchissement du β -carotène) attestant un pouvoir antioxydant considérable (Soltani et al., 2017). Des travaux antérieurs ont également montré que le pouvoir réducteur d'un composé peut servir comme un indicateur significatif de son activité antioxydante potentielle (Jeong, 2004; El-Haci, 2012). Cette dernière est vraisemblablement liée à la richesse des organes de l'arbre en composés phénoliques du fait que certains groupes de recherche ont rapporté une telle corrélation positive entre le contenu phénolique total et l'activité anti-oxydante (Wong, 2006; Turkmen, 2007; El Jemli et al., 2016). Selon Keskes et al. (2014), la présence de composés phénoliques est fondamentale pour l'activité de piégeage des radicaux libres, les auteurs ont révélé une relation notable entre les teneurs totales en phénols des extraits de feuilles *Juniperus phoenicea* et l'activité antioxydante (Keskes et al., 2014).

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

Néanmoins, dans les extraits alcooliques de l'étude de **Soltani et al. (2017)**, sont ceux de l'éthanol qui ont enregistré les activités les plus élevées par rapport au méthanol. Ceci a été démontré aussi dans le cas des extraits alcoolique de l'espèce *Juniperus oxycedrus* par **Taviano et al. (2013)**. De plus, l'extrait éthanolique de *Juniperus oxycedrus* a montré une activité importante de piégeage du radical DPPH[•] avec une IC50 d'ordre de 481,3 µg /ml (**Baali et al., 2016**). Récemment, une activité anti-radicalaire du piégeage du radical DPPH importante a été détectée dans les extraits méthanoliques de la partie aérienne de l'espèce *Junieprus phoenicea* (IC50=0.029 mg/ml), et de l'espèce *Juniperus thurifera* (IC50 = 0.006 mg/ml) **Athamna (2020)**.

L'analyse des résultats des études de **Lesjak et al., (2011, 2013)**; **Chaouche et al. (2013)** a permis de conclure que l'effet anti-radicalaire varie selon l'organe végétal de la même espèce, tandis que l'étude de (**Miceli et al., 2009**) a révélé que l'effet anti-radicalaire dépend de la variété de la même espèce tel qu'il a été rapporté par **Athamna (2020)**.

➤ **Activité antioxydante due aux huiles essentielles (composés terpéniques)**

Selon **Miguel (2010)**, les huiles essentielles peuvent posséder des activités antioxydantes par leur capacité de piéger les radicaux libres et d'autres activités anti-inflammatoires car les espèces réactives de l'oxygène sont considérées comme l'un des plus puissants stimulants de la réaction inflammatoire.

L'activité antioxydante des huiles essentielles extraites à partir des baies de différentes espèces de genévrier a été établie *in vitro* (**Emami, 2007; Bouzouita et al., 2008; Ennajar et al., 2009; Misharina et al., 2009; Satrani et al., 2015; Athamna et al., 2020**).

Il a été démontré par **Bouzouita et al. (2008)** que l'huile essentielle de *Juniperus phoenicea* possède une activité antioxydante, cette dernière est liée à sa composition chimique. Selon l'auteur, il est difficile d'attribuer cette activité à un seul composé puisque un effet de synergie entre les différents composés peut avoir lieu (**Bouzouita et al., 2008**). Ajoutant à cela que l'activité anti-radicalaire d'une huile essentielle dépend aussi de la nature chimique et de la concentration des composants de l'huile (**Misharina et al., 2009**).

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

Les résultats d'**Athamna** ont révélé que l'huile essentielle de la partie aérienne de *Juniperus thurifera* n'est pas dotée d'un effet anti-radicalaire. À une concentration très élevée (80 mg/ml) elle a présenté un pourcentage d'inhibition très faible (0.17%) (**Athamna, 2020**). Par contre les résultats de **Satrani et al. (2015)** ont révélé que l'huile essentielle des branches de *Juniperus thurifera* est dotée d'une activité anti-radicalaire avec une IC50 égale à 4.75 µg/ml. Ils ont expliqué cette capacité par la richesse en terpènes oxygénés (42%).

Dans l'étude d'**Ennajar et al. (2009)**, les huiles essentielles de *Juniperus phoenicea* ont enregistré une faible activité antioxydante, détectées par le test du piégeage du radical DPPH et de l'ABTS, comparativement avec celle de l'extrait phénolique. Les auteurs ont attribué la faible réactivité de l'huile essentielle des feuilles et des baies de *Juniperus phoenicea* à la forte concentration des composés terpéniques (91.0% pour les feuilles et 98.3% pour les baies). De plus, une capacité anti-oxydante relativement faible a été trouvée dans l'huile essentielle des fruits et des feuilles de *Juniperus phoenicea* par **Menaceur et al. (2013)** et dans celle des baies de *Juniperus communis* par **Höferl et al. (2014)**. De même, l'huile essentielle et l'extrait hexanique de *Juniperus phoenicea* n'ont montré aucune activité anti-radicalaire (**Kadri, 2013; Keskes et al., 2014**). Ceci est expliqué par leur insolubilité en solution aqueuse (**Keskes et al., 2014**). Aussi, les huiles essentielles sont des mélanges complexes formés à partir d'un certain nombre de composants, et cette complexité rend souvent difficile l'explication de leurs activités biochimiques (**Lesjak et al., 2013**).

Dans l'étude d'**Ennajar**, les huiles essentielles des feuilles sont mieux actives (IC50 = 5364 ± 121 mg/L) par rapport à celles des baies (IC50 = 14716 ± 41 mg/L) dans le cas du test DPPH, alors que dans le cas du test de l'ABTS, le contraire a été indiqué c'est-à-dire l'huile essentielle de baies a une activité plus importante que les feuilles (IC50 = 87 ± 3 et 189 ± 5 mg/L, respectivement) (**Ennajar et al., 2009**). Dans le même contexte, les résultats de **Medini et al. (2012)** sur l'évaluation de l'activité anti-radicalaire de l'huile essentielle des baies de *Juniperus oxycedrus* ssp. *macrocarpa* et de *Juniperus oxycedrus* ssp. *rufescens*, en fonction de leur phase de maturité et des sites de récolte, ont révélé que les huiles des baies mûres ont présenté une activité anti-oxydante relativement forte par rapport aux huiles des

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

baies non mûres et aucune différence significative entre les effets antioxydants des deux sous-espèces (Medini et al., 2012). Selon Höferl et al. (2014), il existe des différences dans la composition quantitative des huiles essentielles en raison d'un certain nombre de facteurs: l'origine géographique, degré de maturité, méthode d'extraction, etc. Ces différences sont à la base des propriétés biologiques individuelles des huiles essentielles.

III.1.2. Le genre *Cupressus*

El kahoui et al. (2019) rapportent que *Cupressus sempervirens* L. est largement utilisé en médecine traditionnelle vu sa composition en différents métabolites secondaires, les composés phénoliques (les flavonoïdes, les phénols, les saponines et les tanins) ou les alcaloïdes (Bonilla et al., 2020) ainsi que certains composés terpéniques (Hassanzadeh Khayyat et al. (2004).

L'activité antioxydante du genre *Cupressus* en général et de l'espèce *Cupressus sempervirens* L. plus particulièrement a été étudiée par plusieurs chercheurs citons principalement les plus récents: Ibrahim et al. (2007) sur le *cupressus* d'Egypte; Akaberi et al. (2019) sur le *cupressus* d'Iran; Ben Nouri et al. (2015); El kahoui et al. (2019) et Aloui et al. (2020) sur le *cupressus* de Tunisie.

En outre, l'activité antioxydante des plantes est influencée par des facteurs intrinsèques (comme les différents stades phénologiques, les différents organes de la plante) et aussi par des facteurs extrinsèques qui sont soit liés à l'environnement (comme le lieu ou le substrat de récolte, la saison de récolte), soit liés aux conditions de laboratoire (stockage, solvant d'extraction, durée d'extraction, protocoles et standards de références utilisés,...). En effet, les résultats de El kahoui et al. (2019) ont démontré que la capacité antioxydante diffère en fonction des stades phénologiques et également des solvants d'extraction.

➤ Activité antioxydante due aux extraits phénoliques (composés phénoliques)

Dans la méthode de FRAP, El kahoui et al. (2019) ont montré dans leur étude, portée sur l'étude de l'activité antioxydantes des différents extraits (diéthyle éther, acétate d'éthyle, dichlorométhane, méthanol et eau) de la partie aérienne de *Cupressus sempervirens* récoltée à

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

différents stades phénologiques à savoir le stade végétatif, le stade de floraison et le stade de fructification, que le pouvoir réducteur du fer a été significativement affecté par les étapes phénologiques et le solvant d'extraction. En effet, l'extrait méthanolique du stade végétatif avait l'activité la plus importante (IC₅₀=18,93 g/mL), suivie de celle de l'extrait aqueux du stade végétatif (IC₅₀=30,93 g/mL) (**El kahoui et al., 2019**).

Du point de vu solvant d'extraction, les résultats de **El kahoui et al. (2019)** pour le pouvoir réducteur ont révélé que les extraits méthanoliques et aqueux sont les meilleurs pour l'étude de l'activité antioxydante dans le cas de *Cupressus sempervirens* issu du Tunisie.

On outre l'étude d'**Al sanafi et al. (2016)** ont révélé dans le test FRAP que l'extrait acétonique des cônes de *Cupressus sempervirens* var *horizontalis* présentait la valeur d'absorbance la plus élevée, ce qui était révélateur de l'activité antioxydante la plus élevée, bien que les extraits aient généralement une faible activité dans le test FRAP. L'extrait méthanolique de feuilles de *Cupressus sempervirens* var *horizontalis* était le plus actif.

De même, le pouvoir antioxydant de l'extrait méthanolique a été confirmé aussi par **Ibrahim et al. (2007)** qui ont traité les feuilles de *Cupressus sempervirens* L. provenant d'Egypte qui ont mis en évidence le pouvoir anti-radicalaire des extraits méthanoliques et certains flavonoïdes isolés en comparaison avec le -tocophérol et le BHT comme antioxydants standard en utilisant la technique ESR, dans le but de délimiter les activités antioxydantes différentielles des composés isolés à travers leurs capacités à piéger le radical DPPH et de clarifier la relation structure-activité conférant l'activité antioxydante (**Ibrahim et al., 2007**).

Le DPPH est un radical libre stable, qui a été largement accepté comme un outil pour estimer les activités de piégeage des radicaux libres des antioxydants (**Edris, 2007**).

Des études ont montré que l'activité antioxydante diffère d'un composé à un autre à l'intérieur de la même classe des composés phénoliques, par exemple il a été montré par **Ibrahim et al. (2007)** que parmi les neuf composés (cupressuflavone, amentoflavone, rutine, quercitrine, quercétine, la myricitrine, la cosmosine, l'acide caféique et l'acide p-coumarique)

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

qui ont été isolés et identifiés dans le profil phytochimique des feuilles de *Cupressus sempervirens* L. le flavonoïde le plus piégeant pour le radical DPPH, par rapport au α -tocophérol et BHT, était la quercétine (99,75 %), suivie de la rutine (99,68 %) puis l'acide caféique (99,43 %) et enfin l'acide p-coumarique (95,80 %). Selon les auteurs, les propriétés de piégeage des flavonoïdes étaient souvent associées à leur capacité à former des radicaux stables détectables par la technique ESR (Ibrahim et al., 2007).

El kahoui et al. (2019) ont révélé également dans leur étude que la capacité antioxydante, par la méthode de piégeage de DPPH, de l'extrait méthanolique était meilleure par rapport aux autres extraits (aqueux, dichlorométhanoliques, d'acétate d'éthyle et enfin d'éther diéthylique).

Du point de vue stade phénologique de l'espèce, les auteurs ont constaté que l'extrait méthanolique de *Cupressus sempervirens* L. récolté au stade végétatif a montré une activité de piégeage radicalaire mesurée par test DPPH plus importante que les extraits obtenus à partir des autres solvants ($IC_{50} = 6,96$ g/mL) (El kahoui et al., 2019). Les résultats de ces derniers ont indiqué même que l'activité des extraits méthanoliques de différents stades phénologiques est trouvée plus forte que celle de l'antioxydant synthétique BHT ($IC_{50} = 16$ μ g/mL) (El kahoui et al., 2019). Dans ce contexte, il a été rapporté par Hamia et al. (2014) que le méthanol possède une bonne capacité à faire extraire des composés phénoliques, en revanche la quantité en phénols totaux est variable d'un système solvant à un autre et d'une fraction à une autre (Hamia et al., 2014).

Un autre travail réalisé par Aloui et al. (2020) porté sur la caractérisation chimique et l'étude des propriétés biologiques des extraits des feuilles et des cônes de *Cupressus sempervirens* L. provenant du Tunisie. Leurs résultats ont révélé que les teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes varient d'un organe à un autre et que l'extrait méthanolique des cônes montre la plus forte concentration (170,27 mg EAG / g MS). Par contre la teneur la plus élevée en flavonoïdes a été observée au niveau de l'extrait aqueux foliaire (28,44 mg EQ/g MS) (Aloui et al., 2020). Ainsi l'évaluation de l'activité antioxydante *in vitro* par le test DPPH a montré que les deux organes se caractérisent par un

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

fort pouvoir antioxydant avec IC50 compris entre 19,2 µg/ml et 7,16 µg/ml respectivement pour les fractions aqueuses des feuilles et des cônes. Selon les auteurs, la plupart des activités antioxydantes des végétaux sont en corrélation avec les teneurs en polyphénols totaux et que l'évolution de l'activité antiradicalaire est dose-dépendante, car elle augmente avec l'augmentation des concentrations des extraits dans le milieu réactionnel (Aloui et al., 2020).

Dans une autre étude réalisée par **Hassanzadeh Khayyat et al. (2007)** sur extraits méthanoliques des feuilles des individus des deux sexes (mâles et femelle) et ceux des fruits de plusieurs variétés de *Cupressus sempervirens* L. (*Cupressus sempervirens* var. *horizontalis* (Mill.) Aiton et *Cupressus sempervirens* var. *semipervirens* avec un cultivar à savoir *Cupressus sempervirens* cv. *Cereifeormis*) issus de différentes régions d'Iran. Comparativement à l'activité du standard naturel α -tocophérol et synthétique l'hydroxytoluène butylé, les résultats d'**Hassanzadeh Khayyat et al. (2007)** ont indiqué que l'extrait méthanolique des fruits de *Cupressus sempervirens* cv. *Cereifeormis* a montré l'activité antioxydante la plus élevée tandis que l'extrait méthanolique des feuilles de *Cupressus sempervirens* var. *semipervirens* possédait la plus faible activité antioxydante, selon les auteurs ceci pourrait être dû en partie aux faibles quantités de flavonoïdes et tanins dans les feuilles de *Cupressus sempervirens* var. *semipervirens* (**Hassanzadeh Khayyat et al., 2007**).

➤ **Activité antioxydante due aux huiles essentielles (composés terpéniques)**

Les huiles essentielles, en tant que sources naturelles des métabolites secondaires, attirent les chercheurs pour évaluer leur activité en tant que antioxydants ou piègeurs de radicaux libres (**Hosam et al., 2012**). **Scchetti et al. (2005)** ont étudié l'activité antioxydante *in vitro*, par trois tests différents (le test DPPH, le test de blanchiment au b-carotène et le test de photochimiluminescence au luminol ou PCL), de 11 huiles essentielles différentes espèces dont l'huile essentielle de *Cupressus sempervirens* provenant d'Italie. De même **Bouaziz et al. (2012)**, ont évalué également dans leur étude l'activité antioxydante de l'huile essentielle des parties aériennes de *Cupressus sempervirens* provenant de Tunisie par la méthode du DPPH et de l'ABTS. Leurs résultats ont montré que l'huile de *Cupressus sempervirens* possède des propriétés antioxydantes où ils ont indiqué une activité antioxydante élevée (7,7 µg.mL⁻¹ et 2,14 mM Trolox pour DPPH et ABTS dosages, respectivement) par rapport au

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

BHT (**Bouaziz et al., 2012**). Nous citons également le travail de **Hosam et al. (2012)** qui ont étudié l'activité antioxydante de l'huile essentielle des feuilles de *Cupressus sempervirens* provenant d'Egypte et celle de **Ben Nouri et al. (2015)** qui ont mené une étude sur les propriétés antioxydantes de l'huile essentiel des cônes de *Cupressus sempervirens* de Tunisie où ils ont constaté que l'huile essentielle du *Cupressus sempervirens* a remarquablement réduit la concentration de radicaux libres DPPH et a transformé sa couleur violette stable en jaune -DPPH-H coloré avec une efficacité IC50 = 151 g/mL (**Ben Nouri et al., 2015**) ainsi les résultats relatifs au piégeage des cations radicalaires ABTS (CI50 obtenue à l'issue de ce test est de 176,454 µg/mL) ont confirmé le résultat obtenu pour le DPPH (**Ben Nouri et al., 2015**).

Une récente étude réalisée par **Akaberi et al. (2019)**, pour étudier la composition chimique ainsi que l'activité antioxydante de l'huile essentielle des feuilles et des fruits de *Cupressus sempervirens* var. *sempervirens*, de *Cupressus sempervirens* cv. *Cereiformis* et *Cupressus sempervirens* var. *horizontalis* récoltées dans différents endroits d'Iran. Les auteurs ont révélé que les huiles essentielles des deux variétés *Cupressus sempervirens* var. *sempervirens* et *Cupressus sempervirens* cv. *Cereiformis* ont présenté une activité modérée dans le dosage de la DPPH, alors que l'huile de fruit de *Cupressus sempervirens* var. *horizontalis* a montré l'activité la plus élevée (17,7 %) (**Akaberi et al., 2019**).

Il a été rapporté que l'activité antioxydante de l'huile essentielle pourrait être attribuée à la synergie effets de deux ou plusieurs composés présents dans l'huile (**Bouaziz et al., 2012 ; Ben Nouri et al., 2015**). Dans ce contexte, **Lu et Foo (2001)** ont signalé que la plupart des composés antioxydants agissent souvent en synergie avec chacun autre pour produire un large spectre de propriétés antioxydantes qui créent un système de défense efficace contre les radicaux libres (**Bouaziz et al., 2012**). En effet, l'huile essentielle de *Cupressus sempervirens* L. consiste en un mélange très complexe de diverses classes chimiques, qui peuvent produire des effets synergiques ou antagonistes sur le processus d'oxydation des lipides (**Ben Nouri et al., 2015**).

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

III.2. Facteurs intervenant dans l'activité antioxydante d'une plante

Des études ont montré que les facteurs extrinsèques (tels que les facteurs géographiques et climatiques), les facteurs génétiques, mais également le degré de maturation de la plante et la durée de stockage ont une forte influence sur le contenu en polyphénols (Aganga et Mosase, 2001). Selon Hayouni et al. (2007), la différence de quantité des composés phénoliques est expliquée par la nature du solvant d'extractions utilisées; le lieu ainsi que la durée d'échantillonnage; la taille des particules et la température de l'extraction.

De plus, la solubilité des composés phénoliques est en fonction du type du solvant utilisé, le degré de polymérisation des composés phénoliques, ainsi que l'interaction des composés phénoliques avec d'autres constituants et la formation de complexes insolubles (Athamna, 2020). En effet, le méthanol était recommandé et fréquemment utilisé pour l'extraction des composés phénoliques (Falleh et al., 2008; Touhami et al., 2017).

De même, la teneur phénolique d'une plante dépend d'un certain nombre de facteurs intrinsèques (génétique) et extrinsèques (conditions climatiques, les pratiques culturelles, la maturité à la récolte et les conditions de stockage) ce qui rend la comparaison difficile (Podsdek, 2007; Falleh et al., 2008; Chaouche et al., 2013).

Les résultats de Tavares et al. (2013) ont confirmé que les conditions saisonnières ont modulé les teneurs totales en composés phénoliques et en flavonoïdes des espèces de genévrier. Les niveaux les plus élevés en composés phytochimiques ont été obtenus lorsque les plantes ne sont pas en croissance active.

Selon Martz et al. (2009); Artemkina et al. (2016) et Laouar et al. (2017), une telle variation dans la composition par rapport aux autres études peut être attribuée à la diversité des environnements géographiques (sol, lumière, température, précipitations, altitude, etc).

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

D'après **Athamna, (2020)**, il est relativement difficile de comparer avec les données de la littérature car ces écarts dépendent principalement des procédures d'extraction, du nombre d'extractions répétées, de la température utilisée pour l'extraction, de la polarité des composés extraits, du rapport du solvant d'extraction et de l'échantillon, de la durée d'extraction, du choix des solvants utilisés, de la méthode de séchage et du site de la récolte (**Hayouni et al., 2007; Ennajar et al., 2009; Atmani et al., 2009; Medini et al., 2013; Arunika et al., 2015; Dane et al., 2016; Ayouni et al., 2016**) tel qu'il a été rapporté par **Athamna (2020)**.

III.3. L'application des propriétés anti oxydantes *in vivo* (cas de genévrier)

Les effets antioxydants des huiles essentielles du genévrier ont été confirmés dans des études *in vivo* dans lequel *Saccharomyces cerevisiae* est l'organisme model utilisé (**Höferl, et al., 2014**). Les résultats des auteurs, ont montré qu'en présence des concentrations croissantes d'huile essentielle, extraites à partir des baies du genévrier et qui sont introduites dans les cellules de levure puis soumises à un stress oxydatif, l'activité a augmenté respectivement de 156,34 à 361,29 U/mg. Des concentrations plus élevées d'huile essentielle ont entraîné une diminution de l'activité de la SOD à 304,84 U/mg (**Höferl et al., 2014**).

Contrairement à la SOD (Superoxyde dismutase), les résultats de la CAT (Catalase) ont montré une augmentation continue de l'activité enzymatique avec des concentrations croissantes de l'huile essentielle introduite (**Höferl et al., 2014**). L'influence de l'huile essentielle est le plus significatif sur l'activité CAT dans les cellules à une concentration de 4,0 mg/ml (756,22 U/mg). L'activité résultante est 2,91 fois supérieure à l'activité des cellules non soumises au stress oxydatif (260,03 U/mg) et 2,21 fois supérieure à l'activité de la cellule soumise aux stress oxydatifs (342,42 U/mg) (**Höferl et al., 2014**). L'activité GPx (Glutathion peroxydase) (1,6 mg/mL) était 2,39 fois plus élevée que l'activité des cellules de levure non traitées (1,22 U/mg) (**Höferl et al., 2014**). La baisse de l'activité du GPx à des concentrations de l'huile essentielle supérieures à 1,6 mg/mL pourrait s'expliquer par le fait que, à ces concentrations, l'activité CAT augmente en raison de la même activité de substrat (**Höferl et al., 2014**).

Chapitre III Synthèse bibliographique de l'activité antioxydante de Cupressus et de Juniperus

Majewska , (2017) a révélé que l'huile essentielle de baies du genévrier a bloqué les processus d'oxydation dans les cellules de levure en augmentant l'activité des enzymes antioxydantes superoxyde dismutase (SOD), catalase (CAT) et la glutathion peroxydase (GPx) (**Majewska, 2017**).

Les résultats d'**Athamna** ont révélé que l'huile essentielle de *Juniperus thurifera* (HEJT) n'est pas dotée d'un effet anti-radicalaire. Ainsi que l'administration de l'extrait méthanolique de *Juniperus thurifera* (EMeJT) à la dose 400 mg/kg chez les rats pendant 28 jours a entraîné une augmentation significative de la capacité anti-oxydante plasmatique vis-à-vis le radical DPPH (15,15%, 11,21% respectivement).

Conclusion

Conclusion

La famille des Cupressacées fait partie des gymnospermes, les espèces de cette famille sont largement utilisées en médecine traditionnelle vu leur composition en différents métabolites secondaires tels que les composés phénoliques (les flavonoïdes, les phénols, les saponines et les tanins), les alcaloïdes ainsi que les glycosides phénoliques et certains composés terpéniques. Ces composés sont à l'origine de l'activité antioxydante des plantes.

Parmi les genres de la dite famille, nous avons choisi les deux genres les plus diversifiés à savoir le genre *Cupressus* et le genre *Juniperus*. Alors l'objectif de notre travail est de faire une synthèse bibliographique de tout ce qui a été réalisé sur des éventuelles activités antioxydantes de certaines espèces de ces deux genres. En effet, l'activité antioxydante des deux genres a été étudiée par plusieurs chercheurs. C'est ainsi qu'ils ont révélé que les espèces des deux genres en question « *Cupressus* » et « *Juniperus* » possèdent des activités antioxydantes très importantes, des activités qui sont dues soit aux extraits phénoliques ou aux huiles essentielles. Néanmoins, d'après notre synthèse nous avons décelé que c'est les extraits phénoliques, notamment alcooliques et plus précisément les extraits méthanoliques qui ont une activité et une efficacité antioxydante élevée par rapport aux autres extraits dont les huiles essentielles ainsi que les extraits préparés dans d'autres solvants.

L'analyse des résultats des études a permis de conclure que l'effet anti-radicalaire varie aussi selon: l'organe végétal de la même espèce, la variété de la même espèce et les stades phénologiques (végétatif, la floraison et la fructification).

Les espèces, des deux genres, les plus étudiées d'abord pour le genre *Juniperus* sont *Juniperus chinensis*, *Juniperus sabina*, *Juniperus communis*, *Juniperus oxycedrus*, *Juniperus thurifera* et *Juniperus phoenicea*, cette dernière reste la plus étudiée que ce soit dans le monde ou en Algérie. De plus, l'espèce *Cupressus sempervires* L est la plus étudiée pour le genre *Cupressus* et elle est dotée d'un pouvoir antioxydant important.

Enfin, ce travail nous a permis d'avoir une idée globale d'abord sur les espèces qui ont été étudiées, puis sur la nature des solvants et des méthodes qui ont été choisies. Cependant, notre recherche est loin d'être exhaustive car certains articles et références sont difficilement accessibles. Par ailleurs, il est souhaitable de cibler une espèce de chaque genre pour bien cerner les recherches sur leurs effets thérapeutiques et antioxydants et afin d'obtenir des résultats qui correspondent à ce qu'on recherche.

Références bibliographiques

****A****

Adams RP. The leaf essential oils and chemotaxonomy of *Juniperus* sect *Juniperus*. *Biochem. Syst And Eco* 1998 ; 26 : 645- 637.

Adams PR. (2004). *Juniperus of the world: The genus Juniperus.* Trafford Publishing Co, Vancouver.

Adams RP, Hao G, Liu J , Mao K , Milne RI. Diversification and biogeography of *Juniperus* (*Cupressaceae*): variable diversification rates and multiple intercontinental dispersals. *New Phytol.* 2010; 188 :272-254P.

Adams RP, Boratynski A , Houari HH , Leschner H , Liber Z et al. Geographic Variation in the Leaf Essential Oil of *Juniperus turbinata* from throughout its range in the Mediterranean. *Phyto* 2014 ; 96 : 149–58.

Adlercreutz H. Lignans and human health. *Crit Rev Clin Lab Sci* 2007 ; 44:483-525.

Adorjan B , Buchbauer G. Biological properties of essential oils. : an updated review. *Flavour Fragr* 2010 ; 25:426-407.

Afaq F , Mukhtar H. Botanical antioxidants in the prevention of photocarcinogenesis and photoaging. *Exp Dermatol* 2006 ; 15:678-84.

Afonso V , Champy R , Mitrovic D , Collin P, Lomri A. Radicaux libres dérivés de l'oxygène et superoxydes dismutases : rôle dans les maladies rhumatismales. *Rev du Rhum* 2007; 74 : 643-636.

Aganga AA , Mosase KW. Tannins content, nutritive value and dry matter digestibility of *Lonchocarpus capussa*, *Ziziphus mucropata*, *Sclerocarya birrea*, *Kirkia acuminata* and *Rhus lancea* seeds. *Animal Feed Sci and Tech* 2001; 91: 107-113.

Akaberi M , Emami SA, Jahani MI, Hasanzadeh Khayyat M. Chemical Composition and Antioxidant Activity of Essential Oils from *Cupressus sempervirens*. var. *sempervirens*, *C.sempervirens*. cv. *Cereiformis* and *C. sempervirens* var. *horizontalis*. *J of Ess Oil Bear Plants* 2019; 22:4, 917-931.

Allali H , Benmehdi H , Dib MA , Tabti B, Ghalem S , Benabadji N. Phytotherapy of diabetes in west Algeria. *Asian J Chem* 2008; 20 : 2710-2701.

Allard JP, Royall D, Kurian R, Muggli R, Jeejeebhoy KN. Effects of beta-carotene supplementation on lipid peroxidation in humans. *Am J Clin Nutr* Apr 1994 ; 59:884-90.

Allemand P. Relations phylogéniques dans le genre *Cupressus* (*Cupressaceae*). In: *Il Cipresso: Malattie e difesa. Seminario CEEAgrimed, Firenze, Italie.* V. Grasso e P. Italie : Raddi Ed , 1979 : 51-67.

Aloui F, Nefzia, Jedidis, Selmi, H, Hasnaoui F, Dallalis, Bouraoui H, Mouhbi R , Abbes C. Phytochemical analysis and in vitro digestibility evaluation of leaf and cones parts of *Cupressus sempervirens* originating from Tunisia. *J of new sci Agr and Biotech* 2020 ; 71 : 4311-4318.

Al-Sanafi AE. Medical importance of *Cupressus sempervirens* –A review. *Jl of pharm* 2016; 6 : 76-66.

Alzergy AA , Elgharbawy SMS.Hepatoprotective effects of *Juniperus phoenicea* L. on trichloroacetic acid induced toxicity in mice: Histological, Ultrastructure and Biochemical Studies. *J Am Sci*2017;13: 61-41.

Amarowicz R , Barl B , Pegg RB, Rahimi-Moghaddamc P , Weil JA.Free-radical scavenging capacity and antioxidant activity of selected plant species from the Canadian prairies. *Food Chem* 2004; 84 : 551–562.

Amer MMA, Wasif MM, Abo-Aytta AM Chemical and biological evaluation of *Juniperus phoenicea* as a hypoglycaemic agent. *J Agric Res* 1994; 21 :1091-1077.

Artemkinaa NA , Lukinab NV , Orlovab MA. Chemical composition of *Juniperus sibirica* Needles (Cupressaceae) in the Forest-Tundra Ecotone, the Khibiny Mountains. *Rus J Eco*2016; 47: 321-328.

Arunika S , Palash M. Antioxidant potential of *Fraxinus floribunda* bark extracted through various aqueous processing. *Free Rad Antiox*2015; 5 : 6-12.

Asili J, Emami SA , Hassanzadeh MK, Mohagheghi Z. Antioxidant Activity of Leaves and Fruits of Iranian Conifers. *eCAM* 2007; 4: 313–319.

Athamna S, chalghemi, Kassah-Laouar A, Laroui S et Khebri S. Activité anti-oxydante et antimicrobienne d'extraits de *Cuminum cyminum* L. *Lebanese Sci J* 2010 ; 11 : 69-81.

Athamna, S. (2020). Etude de l'activité biologique de *Juniperus thurifera* et *Fraxinus xanthoxyloides*. Thèse doctorat en Biochimie Appliquée, Université Mustepha Ben-Boulaïd 2 de Batna.177p.

Atmani D , Chaher N , Berboucha M , Ayouni K , Boudaoud H, Debbache N , Lounis H. Antioxidant capacity and phenol content of selected Algerian medicinal plants. *Food Chem* 2009 ; 112: 303-309.

Aviram M, Fuhrman B. Wine flavonoids protect against LDL oxidation and atherosclerosis. *Ann NY Acad Sci*2002;957:146–61.

Ayouni K et al. Metabolomic tool to identify antioxidant compounds of *Fraxinus angustifolia* leaf and stem bark extracts. *Ind. Crops Prod* 2016.

B

Baali N, Belloum Z, Baali S, Chabi B, Benayache F, Ameddah S, Benayache S, et al. Protective activity of total polyphenols from *Genista quadriflora* Munby and *Teucrium polium geyrii* Maire in Acetaminophen-induced Hepatotoxicity in Rats. *Nutrient* 2016; 8 : 193.

Barouki R. Stress oxydant et vieillissement. *Med Sci* 2006 ; 22: 266-272.

Barrero AF, Quilez del Moral JF, Mar Herrador M, Akssira M, Aitigri M, Bennamara A, Akkad S. Oxygenated diterpenes and other constituents from Moroccan *Juniperus phoenicea* and *Juniperus thurifera* var. *Africana*. *Phytochem* 2004 ; 65: 2515-2507.

Bartlett H, Eperjesi F. Age-related macular degeneration and nutritional supplementation: a review of randomised controlled trials. *Ophth Physiol Opt* 2003 ; 23 : 383-99.

Bationo F, Kabore D, Ouattara L, OuedraogoHG, Savadogo A, Savadogo B, et Traore A. Storage influence on beta-carotene and alpha-tocopherol contents of solar-dried *Spirulina platensis* (Spirulina). *Afr J Food Sci* 2015; 9: 554-546.

Baudin B. Oxidative stress and cardiovascular pathology. *MT Cardio* 2006 ; 2 :43-52.

Bellakhdar J. La pharmacopée marocaine traditionnelle. Paris : Edition Ibis Press, 1997 : 272P.

Ben Nouri A, Dhifi W, Chérif A, Bellili S, Ghazghazi H, Aouadhi C, Cherif A, Hammami, M, Mnif W. Chemical Composition, Antioxidant Potential, and Antibacterial Activity of Essential Oil Cones of Tunisian *Cupressus sempervirens*. *J of Chem* 2015 ; 2015 :8.

Berset C, Brand-william W, Cuvelier ME. Use of a free radical Method to evaluate antioxidant activity. *Leben Wiss und Tech* 1995;28: 25-30.

Bertaudière-Montes V and Montès N. Le Genévrier. Paris : Edition Actes Sud, Le Nom de l'arbre, 2004 : 96 P.

Bhar H et Balouk A. Plantes Aromatique et Médicinales Du Maroc. *Esp Mar* 2011 ;68 : 20 – 46.

Birache M, el Guergab A, Haddad M, Hamia C, Rennane N, Saidi M,

Block G. Vitamin C status and cancer. Epidemiological of reduced risk. *Ann NY Acad Sci* 1992 ; 669 :280–90.

- Bonilla FJH, Fuentes JAM, González B, López C, Slas E.** Phytochemical Comparison of Stem and Leaves of *Cupressus sempervirens* L. from Cuba. *Asia J of Bio.*2020; 10: 48-55.
- Boudjemaa H.** Antibacterial Activity of Ethyl Acetate Extracts from Algerian *Cupressus sempervirens* var against some human pathogens bacteria. *Alg J nat prod* 2017 ; 5: 529-524.
- Boukhris M, Regane G, Yangui T, Sayadi S, Bouaziz M.** Chemical Composition and Biological Potential of Essential Oil from Tunisian *Cupressus sempervirens* L. *J of Arid Land Stud* 2012 ; 22-1 :329 -332.
- Bouksaim H, Setrani B, Ghanmi M, ChaouchA, Fadli M.** Etude chimique et évaluation de l'activité antibactérienne et antifongique des huiles essentielles de *Cupressus arizonica* Greene cultivée au Maroc. *Euro J Sci Res* 2018; 148 : 500-491.
- Boulanouar B, Abdelaziz G, Aazza S, Gago C, Miguel MG.** Antioxidant activities of eight Algerian plant extracts and two essential oils. *Ind Crop Prod*2013 ; 46: 96-85.
- Bouzouita N, Kachouri F, Ben Halima M, Chaabouni MM.** Composition chimique et activités antioxydantes , antimicrobiennes et insecticides de l'huile essentielles de *Juniperus phoenicea*. *J Soc Chim Tun* 2008 ; 10 :125-119.
- Buchbauer G.** The detailed analysis of essential oils leads to the understanding of their properties. *Perf and Flav*2000 ; 25: 67–64.
- Brigelius-Flohe R.**Fonctions spécifiques aux tissus des glutathion peroxydases individuelles. *Radic libre Bio Med* 1999 ; 27: 965-951.
- Britton G.** Structure and properties of carotenoids in relation to function. *FASEB J* 1995 ; 9 :1551-1558.
- Bruneton J.** Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales, 3ème édition. Paris : Edition Tec et Doc Lavoisier, 1999 : 1120P.

C

- Carlsberg I, Mannervik B.** Glutathione reductase. *Methods Enzymo*1985 ; 113: 490–484.
- Carr AC, Frei B.** Toward a new recommended dietary allowance for vitamin C based on antioxidant and health effects in humans. *Am J Clin Nutr*1999;69 :1086–107.

Chang CT, Chao WW, Chou ST, Chung YC, Lin CF. Antioxidative activity and safety of the 50% ethanolic extract from red bean fermented by *Bacillus subtilis* IMR-NK1. *J of Agr and Food Chem* 2002; 50 :2454–2458.

Chaouche TM, Haddouchi F, Ksouri R, Medini F, Atik-Bekara F. *In vitro* evaluation of antioxidant activity of the hydro-méthanolic extracts of *Juniperus oxycedrus* subsp. *oxycedrus*. *Phyt*2013;11: 244-249.

Chaudière J, Ferrari-Iliou R. Intracellular antioxidants: from chemical to biochemical mechanisms. *Food Chem Toxicol*1999 ;37 : 949 – 62.

Chaudière J, Tappel AIL. Purification et caractérisation de sélénium-glutathion peroxydase de foie de hamster. *Ar Bioch et Bioph* 1983 ; 226 :457-448.

Chen L, Gu WW, Na-Shun BYE, Yu J, Zhang J. Effect of juglone on the ultrastructure of human liver cancer BEL-7402 cells. *Nan Fang Yi Ke Da Xue Xue Bao* 2009 ; 29:1208-11.

Chira K, Suh J-H, Saucier C, Teissèdre P-L. Les polyphénols du raisin. *Phyto* 2008 ; 6 :75-82.

Chiu F, Le K, Ng K. Identification and quantification of antioxidants in *Fructus lycii*. *Food vvv Chem* 2007; 105: 353-363.

Collin VC, Eymery F, Genty B, Rey P and Havaux M. Vitamin E is essential for the tolerance of *Arabidopsis thaliana* to metal-induced oxidative stress. *Plant, Cell and Env* 2008 ; 31 : 244-257.

****D****

Dapkevicius A, Venskutonis R, Beek TA, Linssen PH. Van Antioxidant activity of extracts obtained by different isolation procedures from some aromatic herbs grown in Lithuania. *J of the Sci of Food and Agr* 1998 ; 77 :140–146.

Davies KM. A cDNA Clone for flavanone 3-hydroxylase from *Malus*. *Plant physio* 1993 ; 103 :291.

Dane Y, Mouhouche F, Canela-Garayoa R and al. Phytochemical analysis of methanolic extracts of *Artemisia absinthium* L. 1753 (Asteraceae), *Juniperus phoenicea* L., and *Tetraclinis articul ata*(Vahl) Mast, 1892 (Cupressaceae) and evaluation of their biological activity for stored grain protection. *Arab J Sci Eng*2016;41:2147–2158.

Del Corso L , Pastine F , Moruzzo D , Protti MA , Romanelli AM , Ruocco L and al. Blood zinc, copper and magnesium in aging. A study in healthy home-living elderly. *Panminerva Med* 2000 ; 42 :273-7.

Delattre J, Beaudeau JL, Bonnefond-Rousselot D. Radicaux libres et stress oxydant. Paris : Lavoisier, 2005 : 548p.

Derwich E , Benziane Z, Boukir A. Chemical composition of leaf essential oil of *Juniperus phoenicea* and evaluation of its antibacterial activity. *Inter J Agr& Bio* 2010; 12 :204-199P.

Di Carlo G, Mascolo N, Izzo AA, Capasso F. Flavonoid : old and new aspects of a class of natural therapeutic drugs. *Life sci* 1999 ; 65 : 337-353.

Di Matteo V , Esposito E. Biochemical and therapeutic effects of antioxidants in the treatment of Alzheimer's disease, Parkinson's disease, and amyotrophic lateral sclerosis. *Curr Drug Targets CNS Neuro Disord* 2003 ; 2 :107-95.

Ducrey M, Brofas G, Andreoli C, Raddi P. Genus *Cupressus*. In : Il cipresso. Manuale tecnico. ed E. Teissier Du Cros. Firenze. Studio Leonardo 1999 : 1-25.

Dupont F et Guignard JL. Botanique : la famille des plantes. 16^{ème} édition. Paris : Edition Elsevier et Masson, 2015 :336p.

Dusek P, Roos P, Litwin T, Schneider S, Flaten T and Aaseth J. The neurotoxicity of iron, copper and manganese in Parkinson's and Wilson's diseases. *J of Trace Elem in Med and Bio* 2015 ; 31 :193-203.

Duthi GG, Gardner PT, Kyle JAM. Plant Polyphenols :are they the new magic bullet ?. *Pro of Nut Soc* 2003 ; 62 : 599-603.

****E****

Ebrahimi M, Goh Y, Rajion MAM, Sazili AQ. Carcass quality of Malaysian Kacang crossbred goats fed diets supplemented with oil palm fronds. In : Proceedings of the 29th Malaysian Society for Animal Production (MSAP) Annual Conference. Malaysia: Penang ,2008:p. 116–118.

Edris AE. Pharmaceutical and therapeutic potentials of essential oils and their individual volatile constituents: A Review. *Phyt Res* 2007; 21:308-323.

Ehsani E , AkbariK ,Teimouri M, Khadem A. Chemical composition and antibacterial activity of two *Juniperus* species essential oils. *Afr J Microbio Res* 2012; 6: 6710-6704.

El-Haci IA , Atik-Bekkara F , Didi A ,et al.Teneurs en polyphénols et pouvoir antioxydant d'une plante médicinale endémique du Sahara algérien.*Phyt* 2012 ;10:280–5.

El-Jemli M , Rabie K , Marmouzi I , Zerrouki A , Cherrah Y , Allaoui K. Radical-Scavenging Activity and Ferric Reducing Ability of *Juniperus thurifera* (L.), *J. oxycedrus* (L.), *J. phoenicea* (L.) and *Tetraclinis articulata* (L.).*Adv in phar and phar sci*2016 ; 2016 :1-6.

El kahoui S, Essid R, Desirée P, Fares N, Hammami M, Hamrouni SI, Ksouri R, Mkadmini K, Mssada K, Pappeti A, Rguez S, Tabbene O.*Indus Crops & Prod* 2019; 13 :194–202.

EL moknir R , Khadhri A , Smiti S. Composes Phénoliques et Activités Antioxydantes De Deux Extraits De Chardon a Glu. *Atrac gumm* 2013;39:47-53.

Emami SA, Khayyat MH, Rahimizadeh M, FazlyBazzaz SB, Assilia J. Chemical constituents of *Cupressus sempervirens* L. cv. *Cereiformis* Rehd. essential oils. *Iran J of Pharm Sci* 2004; 1:39–42.

Emami SA, Hassanzadeh MK, Javadi B. Antioxidant activity of the essential oils of different parts of *Juniperus communis* subsp. *Hemisphaerica* and *Juniperus oblonga*. *Pharm Bio*2007;45:776-769.

Ennajar M , Bouajila J , Lebrihi A , Mathieu F , Abderraba M , Raies A , Romdhane M. Chemical composition and antimicrobial and antioxidant activities of essential oils and various extracts of *Juniperus phoenicea* L. (Cupressacees). *JFood sci*2009;74: 364-371.

****F****

Falleh H ,Ksouri R , Abdelly C , Boulaaba M , Chaieb K , Karray-Bouraoui N ,Trabelsi N. Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. *C R Bio*2008;331: 372-379.

Farjon A. A monograph of *Cupressaceae* and *Sciadopitys*.USA:Royal Botanic Gardensedition, 2005: 643p.

Ferraz da Costa DC , Casanova FA ,Quarti J ,Dos Santos PS , Malheiros MS , Sanches D and al. Transient transfection of a wild-type p53 gene triggers resveratrol-induced apoptosis in cancer cells. *PloS One* 2012 ; 7:48746.

Ferguson LR , Harris PJ , Zhu S. Antioxidant and antigenotoxic effects of plant cell wall hydroxycinnamic acids in cultured HT-29 cells. *Mol Nutr Food Res*2005; 49:585-93.

Flitsanakis V , Zhang N ,Garcia S , Aschner M . Manganese (Mn) and Iron (Fe): Interdependency of Transport and Regulation. *Neuro Res* 2009; 18 :131-124.

Foo LY, Lu F, Foo LY.Antioxidant activities of polyphenol from sage (*Salvia officinalis*). *Food Chem* 2001; 75: 197-202.

Fryer MJ. The antioxidant effects of thylakoid Vitamin E (alpha-tocopherol). *Plant Cell and Env* 1992 ; 15: 381-392.

Fridovitch Ier . Radicaux superoxydes et SOD. *Annu Rev Biochem* 1995 ;64 : 112-97.

****G****

Garnier G , Bezanger-Beauquesne L , Debraux G . Ressources dédicinales de la flore française. 23^{ème} édition.Paris : Edition Vigot frères, 1961 : 1511P.

Gazengel JM , Orcchioni AM. Le préparateur en pharmacie, Dossier2. Botanique-Pharmacognosie, Phytothérapie-Homéopathie.Paris : Edition Tec et Doc , 2000: 275p.

Gellini R, Grossoni P. Aspetti botanici del genere *Cupressus*. In: Il Cipresso:Malattie e difesa. Seminario CEEAgrimed, Firenze, Italie : Grasso e P.Raddi Ed , 1979 : 27-43.

Guimarães R, João Sousa M, Ferreira ICFR.Contribution of essential oils and phenolics to the antioxidant properties of aromatic plants. *Ind crops and prod*2010; 32: 156-152.

Gurib-Fakim A, Schmeltzer HG. Ressources végétales de l'Afrique tropicale : Plantes médicinales.Wageningen Pays-Bas : Fondation PROTA, 2008: 869P.

Gutteridge JMC , Halliwell B.A consideration of atomic structure and bounding.In : Halliwell B,Gutteridge JMC , eds. Free radicals in biology and medicine. Oxford : Clarendon press,1989: p509-24.

Gray A. Du genévrier, ses caractères botaniques, Sa composition chimique, son action physiologique : Application thérapeutique de l'éthérolé de genièvre. Rue de Clos-Paris : Imprimerie de J. Roblot, 1864 :534P.

****H****

Haleng J , Pincemail J , Defraigne JO , Charlier C , Chapelle JP. Le Stress oxydant.*Rev Med Liege* 2007 ; 62: 638-628.

Halliwell B. How to characterize a biological antioxidant. *Free Radic Res Commun* 1999 ; 9 :32-1.

Halliwell B. Reactives species and antioxidants.Redox Biology is a fondamentale theme of aerobic life. *Plant Physio* 2006 ; 141 :312-22.

Halliwell B, Gutteridge JMC. Free radicals in Bilogy and medicine .Oxford : Clarendon Press, 2006 : 896P.

Halliwell B, Gutteridge JMC. Free radicals in Bilogy and medicine. Oxford : Oxford university press, 2008 : 823p.

Hamia C, Guergab A, Rennane N, Birache M, El Haddad M, Saidi M, Yousfi M.Influence des solvants sur le contenu en composés phénoliques et l'activité antioxydante des extraits du Rhanterium adpressium. *Ann des Sci et Tech* 2014 ; 6 :1.

Hassanzadeh Khayyat M, Emami SA, Rahimizadeh M, Fazly-Bazzaz BS and Assili J. Chemical constituents of Cupressus sempervirens L. cv. Cereiformis Rehd. essential oils. *Iran J Pharm Res* 2004; 1: 39-42.

Hayouni EA , Abedrabba M , Bouix M , Hamdi M .The effects of solvents and extraction method on the phenolic contents and biological activities *in vitro* of Tunisian *Quercus coccifera* L. and *Juniperus phoenicea* L. fruit extracts. *Food Chem*2007; 105: 1126-1134.

Henry C , Heppell, N.Nutritional losses and gains during processing: future problems and issues. *Proc Nutr Soc* 2002 ;61 : 145-8.

Hille R, Nishino T. Flavoprotein structure and mechanism. 4. Xanthine oxidase and xanthine dehydrogenase. *Faseb J*1995 ; 9 :1003-995.

Höferl M, Jirovetz L , Krastanov A, Krastev L, Schmidt E , Stoilova I , Trifonova D, Wanner J.Chemical composition and antioxidant properties of Juniper berry (*Juniperus communis* L.) essential oil. Action of the essential oil on the antioxidant protection of *Saccharomyces cerevisiae* Model Organism. *Antiox*2014; 3:98-81.

Hollman PCH, Katan b MB. Dietary flavonoids: Intake, Health effects and bioavailability. *Food and Chem Toxic* 1999; 37: 937-942.

Hossain MA,Shah MD, Gnanaraj C ,Iqbal M .In vitro total phenolics, flavonoids contents and antioxidant activity of essential oil, various organic extracts from the leaves of tropical medicinal plant Tetrastigma from Sabah. *Asian Pac J Trop Med*2011; 4: 717-721.

Hosam O , Mohamed ZM , Nader-Ashmawy A et Mohamed-Yacout M.Chemical Composition, Antibacterial and Antioxidant Activities of Leaves Essential Oils

from *Syzygium cumini* L., *Cupressus sempervirens* L. and *Lantana camara* L. from Egypt. *J of Agr Sci* 2012; 4:10.

I

Ibrahim NA, El-Seedi HR , Desoky-Mohammed MM. Phytochemical investigation and hepatoprotective activity of *Cupressus sempervirens* L. leaves growing in Egypt. *Nat Prod Res* 2007 ; 21 :857–866.

Imlay J. Pathways of oxidative damage. *Annu Rev Microbio*2003 ; 57 :418-395.

Immenschuh S, Ramadori G. Gene regulation of heme oxygenase-1 as a therapeutic target. *Biochem Pharm*2000 ; 60:1128–1121.

Innocenti M , Michelozzi M , Giaccherini C , Ieri F , Vincieri FF , Mulinacci N . Flavonoids and Biflavonoids in Tuscan Berries of *Juniperus communis* L.: Detection and Quantitation by HPLC/DAD/ESI/MS. *J of Agr and Food Chem*2007; 55: 6602-6596.

Iverson F. Phenolic antioxidants: Health Protection Branch studies on butylated hydroxyanisole. *Cancer Lett* 1995 ; 93 : 54-49.

J

Jahani M, Akaberi M, Hasanzadeh Khayyat M, Emami SA. Chemical Composition and Antioxidant Activity of Essential Oils from *Cupressus sempervirens* var. *sempervirens*, *C. sempervirens* cv. *Cereiformis* and *C. sempervirens* var. *horizontalis*. *J of Ess Oil Bear Plants* 2019 ; 22:917-931.

Janitha PDF, Shahidi DK, Wanasandura PD. Phenolic antioxidant. *Critic Rev in Food Sci and Nut*1992; 32 :103-67.

Jeond S, Kim D, Lee Ch. Antioxidant capacity of phenolic phytochemicals from various cultivars of plums. *Food Chem* 2003; 81, 321–326.

Jeong SM , Kim DR ,Kim SY. Effects of heat treatment on the antioxidant activity of extracts from citrus peels. *J Agr Food Chem* 2004; 52:3389–93.

Johson, F and Giulivi C. Superoxide dismutases and their impact upon human health. *Mol Asp of Med* 2005 ; 26 :340-352.

Jomova K , Valko M. Advances in metal-induced oxidative stress and human disease. *Toxic*2011 ; 283:87-65.

****K****

Kadri A , Zarai Z , Chobba IB , Gharsallah N , Damak M , Békir A . Chemical composition and in vitro antioxidant activities of *Thymelaea hirsuta* L. essential oil from Tunisia. *Afr J Biotech* 2013 ;10: 2930-2935.

Kampa M , Alexaki VI , Notas G , Hatzoglou A , Nifli AP , Nistikaki A et al. Antiproliferative and apoptotic effects of selective phenolic acids on T47D human breast cancer cells: potential mechanisms of action. *Breast Cancer Res* 2004 ; 6:63-74.

Kardinaal A , Van't veer P , Kok F , Ringstad J , Gomez-Aracena J , Mazaeb V , Kohlmeier L , Martin B , Aro A , Huttunen J , Kark J , Delgado-Rodriguez M , Riemersma R , Martin-Moreno J , Kok F , Huttunen J , Kohlmeier L , Martin-Moreno J and Van't Veer P . Antioxidants in adipose tissue and risk of myocardial infarction: the EURAMIC study. *The Lancet* 1993 ; 342 :1379-1384.

Kawabata J , Okamoto Y , Kodama A , Makimoto T , Kasai T . Oxidative dimers produced from protocatechuic and gallic esters in the DPPH radical scavenging reaction. *J. Agric. Food Chem* 2002 ; 50 :5468–5471.

Khabir M , Khatoon F , Ansari WH . *Flavonoids of Cupressus sempervirens and Cupressus cashmeriana*. *J of Nat Prod* 1987; 50:511–512.

Keskes H , Mnafgui K , Allouche N , Damak M , El Feki A , Hamden K . *In vitro* anti-diabetic, anti-obesity and antioxidant proprieties of *Juniperus phoenicea* L. leaves from Tunisia. *Asian Pac J Trop Biomed* 2014; 4: 655-649.

Koechlin-Ramonatxo C . Oxygen, oxidative stress and antioxidant Supplementation, or another way of nutrition in respiratory diseases. *Nut Clin et Mét* 2006 ; 20: 165-177.

Korkina L , Kostyuk V , De Luca C , Pastore S . Plant phenylpropanoids as emerging anti-inflammatory agents. *Mini Rev Med Chem* 2011 ; 11 :823-35.

Krieger-Liszkay A and A Trebst . Tocopherol is the scavenger of singlet oxygen produced by the triplet states of chlorophyll in the PSII reaction centre. *J Exp Bot* 2006 ; 57: 1677-1684.

****L****

Laliberté J , Labbé S . The molecular bases for copper uptake and distribution: lessons from yeast. *Med Sci MS* 2008 ; 24:277-83.

Lamblin F, Hano C, Fliniaux O, Mesnard F, Fliniaux MA, Lainé É. Intérêt des lignanes dans la prévention et le traitement de cancer. *Med sci* 2008 ; 24 : 511-520.

Laouar A , Klibet F , Bourogaa E , Benamara A , Boumendjel A , Chefrou A , Messarah M. Potential antioxidant properties and hepatoprotective effects of *Juniperus phoenicea* berries against CCl₄ induced hepatic damage in rats. *Asian Pac J Trop Med* 2017;10: 263-269.

Lapie G et Maige LA. Flore forestière de l'Algérie. E. Orlhac. Paris : Edition Librairie générale de l'Enseignement 1, 1914 :357 P.

Le Floc'h E. Contribution à une étude ethnobotanique de la flore tunisienne. Publ. Sc. Tunisiennes. Programme « Flore et végétation tunisienne ». Tunisie : Imprimerie officielle de la république Tunisienne, 1983 : 402P.

Lehucher-Michel MP , Lesgards JF , Delubac O , Stocker P , Durand P , Prost M. Stress oxydant et pathologies humaines: Bilan et perspectives préventives. *Press med* 2001 ; 30 : 1081-1076.

Lemoine, A. Vitamines dans la pratique clinique de tous les jours. *EMC - Traité de med AKOS* 2006 ; 1 :1-7.

Lesjak MM , Ivana NB , Dejan ZO , Goran TA , Kristina JB , Marija ML , Marina M , Mimica-Dukic NM. *Juniperus sibirica* Burgsdorf. as a novel source of antioxidant and antiinflammatory agents. *Food Chem* 2011; 124: 856-850.

Lesjak MM, Beara IN , Orcic DZ , Risti JD, Anackov GT , Bozin BN , Mimica-Dukic NM. Chemical characterisation and biological effects of *Juniperus foetidissima* Willd.1806. *LWT-Food Sci Tech* 2013; 53: 530-539.

Liang Y, Yi Z, Yu Y, Zeng B. *In vitro* antioxidant and antimicrobial activities of the extract of *Pericarpium Citri Reticulatae* of a new Citrus cultivar and its main flavonoids. *LWT-Food Sci and Tech* 2008; 41: 597-603.

Lim JP , Song YC, Kim DK , Kim JW , Ku CH , Eun JS , Leem KH. Free Radical Scavengers from the Heartwood of *Juniperus Chinensis*. *Arch Pharm Res* 2002;25: 449-452.

Loizzo MR , Tundis R , Conforti F , Saab AM , Statti GA , Menichini F . Comparative chemical composition, antioxidant and hypoglycaemic activities of *Juniperus oxycedrus* ssp. *oxycedrus* L. berry and wood oils from Lebanon. *Food Chem* 2007;105: 578-572.

Lopes-Lutz D , P-Kolodziejczyk P , S-Alviano D , S-Alviano C. Screening of chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities of *Artemisia* essential oils . *Phytochem*2008; 69: 1732-1738.

Lotito S-B, Frei B. Consumption of flavonoid-rich foods and increased plasma antioxidant capacity in humans: cause, consequence, or epiphenomenon. *Free Radic Bio Med* 2006 ; 41 : 1727–46.

Lu F, Foo LY. Antioxidant activities of polyphenol from sage (*Salvia officinalis*). *Food Chem* 2001; 75: 197-202.

Ly TN, Hazama C, Shimoyamada M, Ando H, Kato K, Yamauchi R. Antioxidative compounds from the outer scales of onion. *J. Agric. Food Chem* 2005 ; 53 : 8183–8189.

****M****

Majewska E, Kozłowska M, GruczyńskaE, Kowalska D. Characterization of the essential oil from cone-berries of *Juniperus communis* L. (Cupressaceae). *Herb Pol*2017; 63 :55-48.

Malhebiau P. La nouvelle aromathérapie, caractérologie des essences et tempéraments humains. Paris : ed Jakin, 1994 : 640p.

Mansouri N , Satrani B , Aafi A , Ghanmi M , El Ghadraoui L , Guedira A . Composition chimique, activité antimicrobienne et antioxydante de l'huile essentielle de *Juniperus communis* du Maroc. *Bul de la soc royale des sci de Liège* 2011 ; 80 : 805-791.

Marc F , Davin A , Deglene-Benbrahim L , Ferrand C , Baccaunaud M , Fritsch P. Méthodes d'évaluation du potentiel antioxydant dans les aliments. *Méd/sci* 2004 ; 20 : 463-458.

Mariani, C.; Braca, A.; Vitalini, S.; De Tommasi, N.; Visioli, F.; Fico, G Flavonoid characterization and in vitro antioxidant activity of *Aconitum anthora* L. (Ranunculaceae). *Phyt* 2008 ; 69 : 1220–1226.

Martz F ,Peltola R , Duval R , Fontanay S , Julkunen-Tiitto R , Stark S. Effect of latitude and altitude on the terpenoid and soluble phenolic composition of *Juniper* (*Juniperus communis*) needles and evaluation of their antibacterial activity in the Boreal zone. *J Agric Food Chem* 2009; 57: 9575-9584.

Mazari K , Bendimerad N, Bekhechi C, Fernandez X. Chemical composition and antimicrobial activity of essential oils isolated from Algerian *Juniperus phoenicea L.* and *Cupressus sempervirens L.* *J of Med Plants Res* 2010 ; 4 :959-964.

Medini H , Elaissi A, Khouja M, Piras A, Porcedda S, Falconieri D, Marongiu B , Farhat F and Chemli R. Chemical composition of the essential oils of the berries of *Juniperus oxycedrus L. ssp. Rufescens (L. K.)* and *Juniperus oxycedrus L. ssp. macrocarpa (S. & m.) Ball.* and their antioxidant activities. *Natural Product Research: Formerly .Nat Prod Lett* 2012; 26 :820-810.

Medini H , Elaissi A , Khouja ML , Chemli R. Phytochemical screening and antioxidant activity of *juniperus phoenicea ssp. phoenicea L.* Extracts from two tunisian locations. *J of exp bio and agr sci* 2013; 1: 78-82.

Menaceur F, Benchabane A, Hazzit M, Baaliouamer A. Chemical Composition and Antioxidant Activity of Algerian *Juniperus phoenicea L.* Extracts. *J of Bio Act Prod from Nat* 2013;3:96-87.

Mezzetti A , Pierdomenico SD , Costantini F , Romano F , Cuccurullo F , De Cesare D , et al. Copper/zinc ratio and systemic oxidant load: effect of aging and aging-related degenerative diseases. *Free Radic Bio Med* 1998 ; 25:676-81.

Mérillon JM , Fauconneau B , Teguo PW , Barrier L , Huguet F , Vercauteren J. Antioxidant activity of the stilbene astringin, newly extracted from *Vitis vinifera* cell cultures. *Clin Chem* 1997; 43: 1092-3.

Miguel MG. Anti-oxidant and anti-inflammatory activities of essential oils : a short review. *Mol* 2010; 15: 9252–9287.

Miara MD , Ait Hammou M , Hadjadj-Aoul S. Phytothérapie et taxonomie des plantes médicinales spontanées dans la région de Tiaret (Algérie). *Phyt* 2013 ; 11:206-218.

Miceli N , Trovato A , Dugo P , Cacciola F , Donato P , Marino A , Bellinghieri V , La Barbera TM , Guvenc AE , Taviano MF . Comparative Analysis of Flavonoid Profile, Antioxidant and Antimicrobial Activity of the Berries of *Juniperus communis L. var. communis* and *Juniperus communis L. var. saxatilis Pall.* from Turkey. *J of Agr and Food Chem* 2009; 57: 6577 – 6570.

Miceli N , Trovato A , Marino A , Bellinghieri V , Melchini A , Dugo P , Cacciola F , De Pasquale R , Donato P , Güvenç A , Mondello L , Taviano MF . Phenolic composition and biological activities of *Juniperus drupacea* Labill. berries from Turkey. *Food Chem Toxicol* 2011; 49: 2600-2608.

Miller N, Sampson J, Candeias LP, Bramley PM, Rice-Evans CA. Antioxidant activities of carotenes and xanthophylls. *FEBS Lett* 1996; 384: 240-242.

Miliauskas G, Vensjtonis PR, Van Beek TA. Screening of radical scavenging activity of some medicinal and aromatic plant extracts. *Food Chem* 2004 ; 85 : 231–237.

Misharina TA, Terenina MB , Krikunowa NI. Antioxidant properties of essential oils. *Appl Biochem and Microbio* 2009; 45:647-642.

N

Nijveldt RJ , van Nood E , van Hoorn DE , Boelens PG , van Leeuwen PA , van Norren K. Flavonoids: a review of probable mechanisms of action and potential applications. *Am J Clin Nutr* 2001 ; 74:418-25.

Njus D, Kelley PM. Vitamins C and E donate single hydrogen atoms in vivo. *FEBS Lett* 1991 ; 284: 147-151.

Noctor G, Arisi ACM, Jouanin L, Kunert K. Rennenberg and C Foyer. Review article. Glutathione: biosynthesis, metabolism and relationship to stress tolerance explored in transformed plants. *J Exp Bot* 1998 ; 49: 623-647.

Nostro N , Germano M , Angelo VD, Cannatelli M . Extraction methods and bioautography forevaluation of medicinal plant antimicrobial activity. *Lett in App Microbio* 2000 ; 30: 384-379.

O

Ogbera A.O., Dada O., Adeyeye F. And Jewo P.I. Complementary and Alternative medicine use in diabetes mellitus. *West AfrJOf Med* 2010 ;29:158–162

Orav A , Koel M , Kailas T , Müürisepp M . Comparative analysis of the composition of essential oils and supercritical carbon dioxide extracts from the berries and needles of Estonian juniper (*Juniperus communis* L.). *Pro Chem* 2010; 2 : 161-167.

Orhan N, Orhan IE, Ergun F . Insights into cholinesterase inhibitory and antioxidant activities of five *Juniperus* species. *Food Chem Toxicol* 2011 ; 49: 2312-2305.

Orhan N , Akkol E , Ergun F. Evaluation of antiinflammatory and antinociceptive effects of some *Juniperus* species growing in Turkey. *Turk J Bio* 2012 ; 36: 726-719.

Orhan N , Aslan M , Pekcanb M, Orhan DD , Bedirc E , Erguna F. Identification of hypoglycaemic compounds from berries of *Juniperus oxycedrus* subsp. *oxycedrus* through bioactivity guided isolation technique. *J Ethnopharm* 2012 ;139: 118- 110.

Orhan N, Orhan DD , Gokbulut A , Aslan M , Ergun F. Comparative analysis of chemical profile, antioxidant, *in-vitro* and *in-vivo* antidiabetic activities of *Juniperus foetidissima* Willd. and *Juniperus sabina* L. *Iran J Pharm Res* 2017; 16 64-74.

Ozenda P et Gaussen H. Le Roy J. F. Précis de Botanique - Tome 2. Les Végétaux Supérieurs. Paris : Edition Masson, 1982 :137p.

Ozturk M , Ugur A , Aydogmus-Ozturk F , Topcu G , Tumen I. Evaluation of fruit extracts of six Turkish *Juniperus* species for their antioxidant, anticholinesterase and antimicrobial activities. *J Sci Food Agr* 2011; 91: 867-876.

****P****

Pace-Asciak CR , Hahn S , Diamandis EP , Soleas G , Goldberg DM . The red wine phenolics trans-resveratrol and quercetin block human platelet aggregation and eicosanoid synthesis: implications for protection against coronary heart disease. *Clin Chim Acta Int J Clin Chem* 1995 ; 235:207-19.

Pincemail J, Bonjean K , Cayeux K, Defraigne JO. Mécanismes physiologiques de la défense antioxydante. *Nut clin et Méta* 2002 ; 16 : 233-239.

Piquet,P. Guide de la santé, de l'apothicaire d'hier au pharmacien d'aujourd'hui , 1000 remèdes et médicaments. Paris : Edition Solar, 1992 : 269P.

Podsdek, A. Natural antioxidants and antioxidant capacity of Brassica vegetables: A review. *LWT* 2007; 40:1-11.

Pontopiddan,A. Le Cyprès : Le nom de l'arbre. Sud France : Edition Actes, 2000 :96P.

****R****

Rahmani , Z.(2020). Contribution à l'étude phytochimique, électrochimique et biologique des extraits des *Cupressus sempervirens* (L). Thèse doctorat en analyses physico-chimiques et réactivité des espèces moléculaires, Université Kasdi Merbah Ouargla. 129p.

- Re R , Pellegrini N, Proteggente A, Pannala A, Yang M, Rice-Evans C.** Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *FreeRad Bio & Medi* 1999 ; 26: 1231-1237.
- Reille M.** Dictionnaire visuel des arbres et arbustes communs de France.France : Ulmer, 2015 : 320p.
- Reiter R.** Oxidative processes and antioxidative defense mechanisms in the aging brain. *FASEB J* 1995 ; 9: 526-33.
- Rice-Evans CA, Sampson J, Bramley PM, Holloway DE.** Why do we expect carotenoids to be antioxidants in vivo? *F Rad Res* 1997 ; 26 :381–398.
- Rietveld A , Wiseman S.** Antioxidant effects of tea: evidence from human clinical trials. *J Nutr* 2003;133 : 3292-3285.
- Riou-Nivert P.** Les résineux : Connaissance et reconnaissance. 2^{ème} édition. France : Edition Fransylva , 2001 :256p.
- Robert S , Stern, MD, Khanh T, Nichols MD, Lisa H, Vakiva MD.** Stern RS, Nichols KT, Väkevä LH, for the PUVA Follow-up Study Malignant melanoma in patients treated for psoriasis with methoxsalen (psoralen) and ultraviolet A radiation (PUVA). *N Engl J Med* 1997 ; 336:1041-1045.
- Rodriguez-Amaya D.** Food carotenoids: analysis, composition and alterations during storage and processing of foods. *Forum Nutr* 2003 ; 56: 35-7.
- RubertoG, Baratta MT.** Antioxidant activity of selected essential oil components in two lipid model systems. *Food Chem* 2000 ; 69 :167-174.

S

- Sacchetti G, Maietti S, Muzzoli M, Scaglianti M, Manfredini S, Radice M, et al.** Comparative evaluation of 11 essential oils of different origin as functional antioxidants, antiradicals and antimicrobials in foods. *Food Chem* 2005; 91: 621-632.
- Salas E, López C, González B, Bonilla F J H, Fuentes JAM.** Phytochemical Comparison of Stem and Leaves of *Cupressus sempervirens L.* from Cuba. *Asian J of Bio* 2020 ; 10: 48-55.
- Sanchez de Meclina F, Gamez MJ, Jiménez I, Jiménez J, Osuna JI, Zarzuelo A.** Hypoglycemic Activity of *Juniper "Berries"*. *Plant Med* 1994 ; 60: 197- 200.
- Satrani B, Amusant N, Ghanmi M, Mansouri N.** Antioxidant properties of essential oils extracted from three species of Moroccan junipers. *Env Sci An Ind J* 2015 ; 11:247-239.

Schrader M, Fahimi HD. Mammalian peroxisomes and reactive oxygen species. *Histochem Cell Bio* 2004 ; 122 : 393–383.

Seca AM ,Silva AM ,Bazzocchi IL , Jimenez IA . Diterpene constituents of leaves from, *Juniperus brevifolia*. *Phytochem*2008 ;69: 505-498.

Seigue, A. La forêt circumméditerranéenne et ses problèmes. Paris : Edition Maisonneuve et Larose, 1985 :502P.

Siddhuraju P, Manian S. The antioxidant activity and free radical-scavenging capacity of dietary phenolic extracts from horse gram (*Macrotyloma uniflorum* (Lam.) Verdc.) seeds. *FoodChem* 2007 ;105 : 950–958.

Sies H. Strategies of antioxidant defense. *Eur J Biochem* 1993 ;215 : 213 – 9.

Sies H. Oxidative stress: oxidants and antioxidants. *Exp Physio* 1997 ;82 : 291-5.

Singh VP. Gymnosperm (naked seeds plant). India: Sarup and Sons edition, 2006:694p.

Soltani Y , Ali-Bouzidi M , Benyamina A ,Toumi F. Activités antioxydantes des extraits de trois organes de *Juniperus phoenicea* L. de l'Ouest algérien. *Pharm*2017;16 :148-142.

Spencer R. Horticultural flora of South Eastern Australia: Ferns, Conifers and their Allies. Melbourne :Royal Botanic Gardens edition, 1995 :358p.

Sroka Z, Cisowski W. Hydrogen peroxide scavenging, antioxidant and antiradical activity of some phenolic acids. *Food Chem Toxicol* 2003 ; 41 :753–758.

Stanner SA, Hughes J , Kelly CN , Buttriss J . A review of the epidemiological evidence for the 'antioxidant hypothesis'. *Public Health Nutr* 2004 ; 7: 407-22.

Stevenson D and Hurst R . Polyphenolic phytochemicals – just antioxidants or much more? *Cell and Mol Life Sci* 2007 ;64:2900-2916.

Sun T, Ho CT. Antioxidant activities of buckwheat extracts. *Food Chem* 2005 ; 90:743–9

T

Tavares L , Pimpao R , McDougall G , Ferreira RB , Santos CN , Stewart D . Elucidating Phytochemical Production in *Juniperus* sp.: Seasonality and Response to Stress Situations. *J Agr Food Chem* 2013;61: 4044-4052.

Taviano MF , Marino A , Trovato A, Bellinghieri V . *Juniperus oxycedrus* L. subsp. *oxycedrus* and *Juniperus oxycedrus* L. Subsp. *macrocarpa* (Sibth. & Sm.) Ball. “berries” from

Turkey: Comparative evaluation of phenolic profile, antioxidant, cytotoxic and antimicrobial activities. *J of Food and Chem Toxicol* 2013;58: 29–22.

Tepe B, Sokmen M, Askin-Akputat H, Sokmen A. Screening of the antioxidant potentials of six *Salvia* species from Turkey. *Food Chem* 2006; 95: 200-204.

Tomita Y, Himeno K, Nomoto K, Endo H, Hirohata T. (1987). Augmentation of tumor immunity against syngeneic tumors in mice by beta-carotene. *J Nat Cancer Inst Apr* 1987 ; 78:679-81.

Touhami I ,Ghazghazi H,Sellimi H, Khaldi A , Mahmoudi H . Antioxidant activities and phenolic contents of bark and leave extracts from Tunisian native tree: *Fraxinus angustifolia* Vahl. subsp. *Angustifolia*. *J new sci Agr and Biotech* 2017; 45: 2496-2501.

Turkmen N, Velioglu YS ,Sari F, and al . Effect of extraction conditions on measured total polyphenol contents and antioxidant and antibacterial activities of black tea. *Mol* 2007;12:484–96.

Tumen I, Hafizoglu H, Pranovich A, Reunanen M. Chemical constituents of cones and leaves of cypress (*Cupressus sempervirens* L.) grown in Turkey. *Fres Env Bul* 2010; 19: 2268–2276.

U

Uttara B, Singh AV, Zamboni P, Mahajan RT. Oxidative stress and neurodegenerative diseases: A review of upstream and downstream antioxidant therapeutic options. *Curr Neuropharm* 2009;7 :65-74.

V

Valko M, Rhodes CJ, Moncol J, Izakovic M, Mazur M. Free radicals, metals and antioxidants in oxidative stress-induced cancer. *Chem Bio Inter* 2006 ;160 :1-40.

Vertuani S, Angusti A, Manfredini S. The antioxidants and pro-antioxidants network: an overview. *Curr Pharm Des* 2004 ;10: 1677–94.

Vidaković M. Conifers: Morphology and variation. Yougoslavie : Grafički zavod Hrvatske, 1991 : 755p.

Vincent AM, Russell JW, Low P, and Feldman, EL. Oxidative stress in the pathogenesis of diabetic neuropathy. *End rev* 2004 ; 25 :612-628.

****W****

Weiser H, Vecchi M. Stereoisomers of alpha-tocopheryl acetate. II. Biopotencies of all eight stereoisomers, individually or in mixtures, as determined by rat resorption-gestation tests. *Inter J Vit and Nut Res* 1982 ; 52: 351-370.

Williem JP. Les huiles essentielles, médecine d'avenir. Paris :Edition du Dauphin, 2009 :311P.

Wong CC ,Li HB, Cheng KW, and al . Systematic survey of antioxidant activity of 30 Chinese medicinal plants using the ferric reducing antioxidant power assay. *Food Chem* 2006; 97:705–11.

****Y****

Yoshida T, Mori K, Hatano T, Okumura T, Uehara I, Komagoe K, Fujita Y, Okuda T. Studies on inhibition mechanism of atoxidation by tannins and flavonoids.V. Radical scavenging effects of tannins and related polyphenols on 1,1-diphenyl-2-picrylhydrazyl radical. *Chem Pharm Bull* 1989; 37:1919-1921.

Yousfi M. Influence des solvants sur le contenu en composés phénoliques et l'activité antioxydante des extraits du *Rhanterium adpressium*. *Ann des Sci et Tech* 2004 ; 6 : 1.

Yu J, Ahmedna M, Goktepe I. Effects of processing methods and extraction solvents on concentration and antioxidant activity of peanut skin phenolics. *F Chem* 2005 ; 90 :199–206.

****Z****

Zallen E , Hitchcock M , Goertz G. Chilled food systems. Effects of chilled holding on quality of beef loaves. *J Am Diet Assoc* 1975 ; 67: 552-7.

Zouaghi N , Bellel C, Cavaleiro C , Nedjmi B, Yousfi M . Identification of volatile compounds , antimicrobial properties and antioxidant activity from leaves, cones and stems of *Cupressus sempervirens* from Algeria . *Afr J Microbiol Res* 2015 ; 9 :90-83.

ANNEXES

Test	Principe	Protocole	Nom de l'auteur et l'année
<p>Annexe n°01 DPPH(1,1diphényl-2-picrylhyrazyle)</p>	<p>En présence d'agents antioxydants qui sont des donneurs d'hydrogène (AH), le composé est réduit en une forme non radicalaire DPPH-H (2,2-diphényl-1-picrylhydrazine) et vire au jaune, ce qui entraîne une diminution de son absorbance .</p>	<p>Un volume de 25 µl de chaque solution méthanolique des extraits à différentes concentrations a été ajouté à 975 µl de la solution méthanolique de DPPH (2.4 mg/100 ml de méthanol). Parallèlement, un contrôle négatif a été préparé en mélangeant 25 µl de méthanol avec 975 ml de la solution méthanolique de DPPH. Après agitation par un vortex, les tubes ont été placés à l'obscurité à température ambiante pendant 30 minutes. La lecture a été effectuée par la mesure de l'absorbance à 517 nm. Le contrôle positif est représenté par une solution d'un antioxydant standard la tert-butylhydroquinone (TBHQ).</p>	<p>Berset <i>et al.</i> (1995) Lopes-Lutz <i>et al.</i> (2008)</p>
<p>Annexe n°2 FRAP (Ferric reducing antioxidant power)</p>	<p>La présence des réducteurs dans les extraits des plantes provoque la réduction de Fe³⁺/ complexe ferricyanide à la forme ferreux. Par conséquent, Fe²⁺ peut être évalué en mesurant et en surveillant l'augmentation de la densité de la couleur bleu dans le milieu réactionnel à 700nm En d'autre terme, le système FeCl₃/K₃Fe(CN)₆ confère à la méthode la sensibilité pour la détermination « semiquantitative » des concentrations des polyphénols, qui participent à la réaction rédox .</p>	<p>Dans des tubes contenant 1 ml des solutions des extraits à différentes concentrations sont ajoutés 2.5 ml d'une solution tampon phosphate 0.2 M (pH 6.6) et 2.5 ml d'une solution de ferricyanure de potassium K₃Fe(CN)₆ à 1%. Les mélanges obtenus ont été incubé à 50 °C pendant 20 min. Ensuite, 2.5 ml d'acide trichloroacétique à 10% ont été ajoutés pour bloquer la réaction. Enfin 2.5 ml du mélange réactionnel ont été mélangés avec 2,5ml d'eau distillée et 0.5 ml d'une solution aqueuse de FeCl₃ à 0.1% fraîchement préparée. La lecture de l'absorbance du milieu réactionnel se fait à 700 nm. L'hydroxyanisole butylé (BHA) est utilisé comme contrôle positif.</p>	<p>Chang , (2002) Amarowicz , (2004) Liang <i>et al.</i>, (2008)</p>

<p>Annexe n°3 Chélation du fer</p>	<p>La capacité chélatrice des extraits est mesurée en suivant l'inhibition de la formation du complexe Fe(II)-Ferrozine après incubation des échantillons avec le fer divalent.</p> <p>La quantification de ce complexe par spectrophotométrie à 562 nm dans un milieu de concentration connue en fer renseigne sur la quantité de fer non chélaté et donc sur la capacité des extraits à piéger cet élément.</p> <p>Plus la coloration de la solution contenant l'extrait testé est claire, plus le pouvoir chélateur de l'extrait n'est important.</p>	<p>La solution d'échantillons (500 µl) sont initialement mélangées avec 100 µl FeCl₂ (0.6 mM dans l'eau distillée) et 900 µl de méthanol. Après 5 min, 100 µl de Ferrozine (5mM dans le méthanol) sont additionnés au milieu réactionnel, le mélange est bien agité puis laissé pour réagir pendant 10 min à température ambiante permettant ainsi la complexion du fer résiduelle et la formation d'un chromophore rouge (Fe(II)-Ferrozine) ayant un maximum d'absorption à 562 nm. Par ailleurs, le contrôle négatif contient tous les réactifs à l'exception de l'échantillon à tester qui est remplacé par un volume égal de méthanol.</p>	<p>EL moknir et al., (2013) Chiu et al, (2007)</p>
<p>Annexe n°4 Test ABTS (acide 2,2 azino-bis-3-éthylebenzothiazoline-6- sulfonique)</p>	<p>La technique est basée sur la décoloration du cation radicalaire en pourcentage d'inhibition de l'ABTS•1 en présence d'antioxydant. C'est la génération de ABTS•1 qui implique la production directe du chromophore bleu/vert ABTS•1 par réaction entre ABTS et le persulfate de potassium à 734nm.</p>	<p>Le radical cationique ABTS•+ a été produit par réaction de 7 mM de solution d'ABTS avec 2,45 mM de persulfate de potassium (K₂S₂O₈), le mélange réactionnel étant maintenu à l'obscurité et à température ambiante pendant 12 à 16 H avant utilisations. La solution d'ABTS•+ obtenue a été diluée avec de l'eau distillée à une absorbance de 0,7 ± 0,02 à 734 nm. La solution ABTS•1 a été diluée avec l'éthanol à 734nm et 30C°. Addition de 1 ml de solution diluée ABTS•1 à 10ml de composés antioxydants. La lecture de l'absorbance 1min après le mélange initial jusqu'au 6 min. Le pourcentage d'inhibition de l'absorbance à 734 nm est calculé à partir du graphe en fonction de la concentration en antioxydants et de Trolox pour les données de référence standard.</p>	<p>Re et al., (1999)</p>

<p>Annexe n°5 blanchissement du β-carotène</p>	<p>Dans ce test, la capacité antioxydante est déterminée par mesurant l'inhibition des composés organiques volatils et des hydroperoxydes de diène conjugué résultant de l'oxydation de l'acide linoléique</p>	<p>Deux milligrammes de β-carotène ont été dissous dans 10 ml de chloroforme. Un millilitre de la solution obtenue a été introduit dans un ballon contenant 20 mg d'acide linoléique et 200 mg de Tween 40. Après évaporation du chloroforme, 50 ml d'eau distillée saturée en oxygène ont été ajoutés avec agitation vigoureuse. De cette nouvelle solution, 5 ml sont transférés dans des tubes à essai, et 200 μl de chaque extrait (2 mg/ml) et du témoin acide ascorbique sont ajoutés. Les mélanges sont incubés pendant 120 minutes dans un bain-marie à 50 °C. Le blanchissement du β-carotène est suivi par la lecture d'absorbance des échantillons à 470 nm chaque 20 minute</p>	<p>Dapkevicius et al., 1998 Tepe et al., 2006. Sun et Ho, 2005.</p>
---	--	--	--

Annexe n°6 Résumé des résultats de quelques études réalisées sur l'activité antioxydante de quelques espèces de genre *Juniperus*

Test	Espèces du genre <i>Juniperus</i>				
	Auteurs et année	Pays ou région	Espèce et partie	Nature de l'extrait	Résultats
DPPH	Ennajar et al., (2009)	Sud-Est de Tunisie	<i>Juniperus Phoenicea</i> Feuilles et baies	Ethanol	Valeurs IC50 (mg/l) pour les feuilles : l'extrait éthanol=49.1±0.6 extrait méthanol== 8.5 ± 0.3 extrait dichlorométhane= 1052 ± 12 extrait éthyle acétate=273 ± 4 Valeurs IC50 (mg/l) pour les baies : l'extrait éthanol=54 ± 1 extrait méthanol=664 ± 7 extrait dichlorométhane=2120 ± 24 extrait éthyle acétate=642 ± 7
				Méthanol	
	Dichlorométhane				
				Extrait d'éthyle acétate	
				Huile essentielle	Valeurs IC50 (mg/l) : Feuilles =5364 ± 121 Baies =14716 ± 41
	Miceli et al., (2009)	Turquie	Les baies mûres de <i>J. communis</i> var. <i>communis</i> (Jcc) et <i>J. communis</i> L. var.	Extrait méthanolique	Valeurs d'IC50 (mg/ml): Jcc : 0,63 ± 0,09 Jcs : 1,84 ± 0,10

			<i>saxatilis (Jcs)</i>		
	Miceli et al., (2011)	Turquie	Feuilles de <i>Juniperus phoenicea</i>	Extrait méthanolique	IC50=0,38± 0,2 mg/ml
	Ozturk et al., (2011)	Turquie	Les baies de : <i>J. communis subsp nana</i> , <i>J. excelsa</i> , <i>J. foetidissima</i> , <i>J. oxycedrus subsp. oxycedrus</i> , <i>J. phoenicea</i> <i>J. sabina</i>	Hexane Acétone Méthanol	Les valeurs IC50 des extraits d'hexane n'ont pas été testées 1/ <i>J. communis subsp. nana</i> Acétone : IC50 >100 µg /ml Méthanol : IC50 >100 µg /ml 2/ <i>J. excelsa</i> Acétone : IC50=83,77 µg /ml Méthanol : IC50 >100 µg /ml 3/ <i>J. foetidissima</i> Acétone : IC50>100 µg /ml Méthanol : IC50 >100 µg /ml 3/ <i>J. oxycedrus subsp. oxycedrus</i> Acétone : IC50>100 µg /ml Méthanol : IC50 >100 µg /ml 4/ <i>J. phoenicea</i> Acétone : IC50>100 µg /ml Méthanol : IC50 >100 µg /ml 5/ <i>J. sabina</i>

					Acétone : IC50 Méthanol : IC50=86,78 µg/ml
Mansouri et al., (2011)	Jbel Tichoukt au Moyen Atlas oriental du Maroc.	Rameaux (tiges+feuilles) de <i>J.communis</i>		Huile essentielle	L'essence de <i>J.communis</i> a donné une valeur de l'IC50 = 4,71 ± 3,53µg/ml.
Menaceur et al., (2013)	Algérie	Feuilles de <i>J.phoenicea</i>		Extrait éthanolique	Valeur IC50= 9,8±0,1 mg/l
Keskes et al., (2014)	Tunisie	Feuilles de <i>J. Phoenicea</i> L.		Hexane Acétate d'éthyle, Méthanol Huile essentielle	Les valeurs IC50 : Acétate d'éthyle : 220g/ml Méthanol : 2g/ml L'huile essentielle et l'extrait d'hexane n'ont pas montré toute l'activité antiradicalaire par le test DPPH.
Athamna, (2020)	Thniet El Abed (Algérie)	<i>Juniperus thurifera</i> Partie aérienne		Hexanique dichlorométhanique méthanolique	Les valeurs IC50 (mg/ml) : Hexanique= 0.76±0.03 dichlorométhanique = 0.23± 0.01 méthanolique= 0.006± 0.00
FRAP	Soltani et al., (2017)	Ouest algérien Feuilles, rameaux et baies de <i>J.phoenicea</i>		Méthanolique Ethanolique Acétate d'éthyle	Pouvoir réducteur des différents extraits (mmol/g) : 1/ Feuilles : Méthanolique : 3,12 ± 0,20 Ethanolique : 4,37 ± 0,38

					<p>Acétate d'éthyle : 2,38 ± 0,21</p> <p>2/Rameaux :</p> <p>Méthanolique : 5,02 ± 0,18</p> <p>Ethanolique : 7,96 ± 0,46</p> <p>Acétate d'éthyle : 6,72 ± 0,24</p> <p>3/Baies :</p> <p>Méthanolique : 0,55 ± 0,05</p> <p>Ethanolique : 0,85 ± 0,16</p> <p>Acétate d'éthyle : 0,38 ± 0,02</p>
ABTS	Hayouni et al., (2007)	Centre-Ouest de Tunisie, ville de Thala	Fruits de <i>J. phoenicea</i> L.	<p>L'eau</p> <p>Les solvants organiques (acétone et chloroforme) individuellement et en mélange</p> <p>Mélange1 : eau+acétone+acide acétique</p> <p>Mélang2 : eau+méthanol+acétate d'éthyle.</p>	<p>Les valeurs en mg Vit-C/g poids sec.</p> <p>Eau= 14 ,4 ±044</p> <p>Chloroforme= 6,01 ±1,34</p> <p>Acétone= 16,4± 0,15</p> <p>Mélange1= 28,2± 0,32</p> <p>Mélange2= 9,9 ±0,5</p>

	Ennajar et <i>al.</i> , (2009)	Sud-Est de Tunisie	<i>Juniperus Phoenicea</i> Feuilles et baies	<p>Ethanol</p> <p>Méthanol</p> <p>Dichlorométhane</p> <p>Extrait d'éthyle acétate</p>	<p>Valeurs IC50 (mg/l) pour les feuilles :</p> <p>l'extrait éthanol=9.1 ± 0.3</p> <p>extrait méthanol= 6.5 ± 0.3</p> <p>extrait dichlorométhane= 16.0 ± 0.5</p> <p>extrait éthyle acétate=30 ± 1</p> <p>Valeurs IC50 (mg/l) pour les baies :</p> <p>l'extrait éthanol=100 ± 4</p> <p>extrait méthanol=81 ± 4</p> <p>extrait dichlorométhane=131 ± 4</p> <p>extrait éthyle acétate=35 ± 1</p>
				Huile essentielle	<p>Valeurs IC50 (mg/l) pour les feuilles = 189 ± 5</p> <p>Valeurs IC50 (mg/l) pour les baies = 87 ± 3</p>

Annexe n°7 Résumé des résultats de quelques études réalisées sur l'activité antioxydante de quelques espèces du genre *Cupressus*

Test	Espèces du genre <i>Cupressus</i>				
	Auteurs et année	Pays ou région	Espèce et partie de la plante	Nature de l'extrait	Résultats
DPPH	Ibrahim <i>et al.</i> , (2007)	Egypte	Feuilles de <i>Cupressus sempervirens</i>	Extrait méthanolique	Valeurs d'inhibition de l'absorption de DPPH (%) des neuf composés isolés des feuilles : La quercétine : (99,75 %) La rutine (99,68 %) L'acide caféique (99,43 %) Acide p-coumarique (95,80 %).
	Bouaziz <i>et al.</i> , (2012)	Sfax (Tunisie)	Les parties aériennes de <i>Cupressus sempervirens</i>	Huile essentielle	Potentiel antioxydant de l'huile essentielle est : 7.70±0.70 (µg/mL)
	Hosam <i>et al.</i> , (2012)	Egypte	des feuilles de <i>Cupressus sempervirens</i>	Huile essentielle	l'activité de piégeage des radicaux libres à l'aide de DPPH, le résultat présenté en tant que TAA % était de 13 ± 0,2 %.

	Ben Nouri <i>et al.</i> , (2015)	Sidi Thabet (Nord de Tunisie).	cônes de <i>Cupressus sempervirens</i>	Huile essentielle	Valeurs IC50 (g/ml) : IC50 = 151 g/mL.
	Akaberi <i>et al.</i> , (2019)	Les plantes ont été récoltées dans différentes parties d'IRAN.	Feuilles et fruits de <i>Cupressus sempervirens</i>	Huile essentielle	Elle a montré une activité modérée alors que l'huile de fruit de <i>C. sempervirens</i> var. <i>horizontalis</i> a montré l'activité la plus élevée (17,7 %).
	El kahoui <i>et al.</i> , (2019)	Région d'Akouda Tunisie	Feuilles, fruits et branches terminales de <i>Cupressus sempervirens</i>	Extrait méthanolique Extrait d'acétate d'éthyle Extrait d'éther diéthylique Extrait dichlorométhanolique	Valeurs d'IC50 (µg/mL) de stade végétatif : Extrait aqueux : 33.94 ± 0.57 Extrait méthanolique : 6.96 ± 0.07 extrait d'éthyl acetate : 633.17 ± 1.04 extrait dichloromethane : 385.86C ± 7.07. extrait de diethyl ether : 752.62 ± 0.76.
	Aloui <i>et al.</i> , (2020)	Tunisie	Les feuilles et des cônes de <i>Cupressus sempervirens L</i>	Extrait aqueux de <i>Cupressus sempervirens</i>	Valeurs d'IC50 (µg/ml) : Feuilles : 19,2 Cônes : 7,16.

	Rahmani, (2020)	Ouargla, Algérie	Feuilles et fruits de <i>C. sempervirens</i>	Extrait dichlorométhane Extrait acétate d'éthyle Extrait n-butanol extrait aqueux	Valeurs d'IC50 mg/ml des feuilles : Extrait dichlorométhane : 0,561 ± 0,042 Extrait acétate d'éthyle : 0,011 ± 0,0 Extrait n-butanol : 0,055 ± 0,004 extrait aqueux : 0,140 ± 0,003 Valeurs d'IC50 mg/ml des fruits: Extrait dichlorométhane : 0,206 ± 0,003 Extrait acétate d'éthyle : 0,014 Extrait n-butanol : 0,030 ± 0,002 extrait aqueux : 0,091 ± 0,003.
FRAP	El kahoui et al., (2019)	Région d'Akouda Tunisie	Feuilles, fruits et branches terminales de <i>Cupressus sempervirens</i>	Extrait méthanolique Extrait d'acétate d'éthyle Extrait d'éther diéthylique Extrait dichlorométhanolique	Valeurs d'EC50 (µg/mL) de stade végétatif : Extrait aqueux : 30.93 ± 0.62 Extrait méthanolique : 18.93± 0.45 extrait d'ethyl acetate : 150.02 ± 2.91 extrait dichloromethane : 227.27± 0.00 extrait de diethyl ether : 176.80± 10.62.
ABTS	Bouaziz et al., (2012)	Sfax (Tunisie)	Les parties aériennes de <i>Cupressus sempervirens</i>	Huile essentielle	Potentiel antioxydant de l'huile essentielle est : 2.14±0.51 (TEAC, mM Trolox).

Résumé

Juniperus et *Cupressus*, sont deux genres qui appartiennent à la famille des *Cupressacées* du groupe Angiosperme. Des études ont montré que certaines de leurs espèces sont d'une valeur thérapeutique et elles sont dotées d'un pouvoir anti-oxydant. De notre recherche bibliographique nous avons constaté d'abord que les espèces, des deux genres, les plus étudiées sont *Juniperus phoenicea* et *Cupressus sempervirens*. Puis les extraits des espèces traitées, des deux genres, présentent des propriétés antioxydantes très importantes qui est variables en fonction de la région ou la provenance de l'espèce, la saison de l'échantillonnage, le stade phénologique ainsi l'organe traité (par exemple chez la même espèce, l'activité exprimée par les extraits des feuilles est plus importante par rapport à celle des fruits) et la nature des extraits utilisés où il a été démontré qu'en général sont les extraits méthanoliques qui révèlent une meilleure activité antioxydante.

Mots clés: **Activité antioxydante, *Juniperus*, *Cupressus*, facteurs de variabilité**

Abstract

Juniperus and *Cupressus*, are two genera that belong to the *Cupressaceae* family of the angiosperm group. Studies have shown that some of their species are of therapeutic value and have antioxidant power. From our literature search we first found that the most studied species, of the two genera, are *Juniperus phoenicea* and *Cupressus sempervirens*. Then the extracts of the treated species, of the two genera, present very important antioxidant properties which are variable according to the region or the origin of the species, the season of sampling, the phenological stage as well as the organ treated (for example in the same species, the activity expressed by the extracts of the leaves is greater compared to that of the fruits) and the nature of the extracts used where it has been shown that in general are the methanolic extracts which reveal a better antioxidant activity .

Key words: **Antioxidant activity, *Juniperus*, *Cupressus*, variability factors.**