

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique
Université Abderrahmane MIRA de Bejaia
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie Physico-Chimie

Mémoire de fin de cycle
En vue de l'obtention du diplôme de Master recherche
Option : Pharmacologie Moléculaire

Thème

Contribution à l'étude de la composition et de l'activité antioxydante des substances actives des feuilles et des baies du genévrier commun (*Juniperus communis*) du Parc Nationale de Djurdjura

Réalisé par :

- ✍ M^{elle} AIDLI Lila
- ✍ M^{elle} MEHDAOUI Kahina

M ^r BEKDOUCHE F.	Président	MCA Université de Bejaïa
M ^r CHELLI A.	Examineur	MAA Université de Bejaïa
M ^{elle} TOUATI N.	Examinatrice	MAA Université de Bejaïa
M ^r BOUADAM S.	Promoteur	MAA Université de Bejaïa
M ^{me} BOUADAM B.	Co-promotrice	Magister Université de Bejaïa

2012 / 2013

Remerciements

Nous tenons tout d'abord à remercier ALLAH tout puissant pour nous avoir guidés et aidés durant toute notre vie et durant ce travail.

Nous tenons aussi à remercier vivement notre promoteur M^r BOUADAM Saïd pour son encadrement, ces conseils et sa disponibilité.

Nous remercions également tous les enseignants qui ont contribué à assurer notre formation durant tout notre cycle universitaire.

Nous remercions M^{me} BOUADAM Baya Pour nous avoir aidé durant notre stage pratique au sein du laboratoire.

Nous tenons aussi à remercier M^{rs} BACHIRBAY M., CHALAL M., BENCHIKH Y. et M^{me} DJOUAD S., pour leurs aide et soutien.

Nous remercions M^{elle} MEZHOUD L. la technicienne du laboratoire pour sa patience et son aide.

Toutes nos expressions de respect à :

M^r BEKDOUCHE F. qui nous a fait honneur pour sa présence en qualité de président de jury. Nos sincères considérations vont également à M^r CHELLI A. qui a accepté d'examiner notre travail. Nos remerciements les plus sincères et les plus profondes sont adressés à M^{elle} TOUATI N. pour avoir accepté d'examiner notre travail, nous lui sommes très reconnaissantes pour ces conseils, son aide et sa disponibilité.

Enfin nous remercions tous nos amis et amies.

Kahina et Lila

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

Mes chers parents qui se sont tant sacrifiés pour que j'arrive à ce niveau.

Mes chers frères Djamel, Farid et Rafik. Mes chères sœurs Samia et Latifa.

Mon cher mari Nassim.

La mémoire de mes deux grand mère et mes deux grand père que dieu les accueille dans son vaste paradis.

Ma binôme Lila et à toute sa famille.

Tous mes amis et amies (surtout Bouzid, Mokrane et Souade ainsi qu'a toute la promo de master pharmacologie moléculaire) et tous ceux qui me connaissent.

M. Kahina

Je dédie ce modeste travail à :

Mes chers parents qui se sont tant sacrifiés pour que j'arrive à ce niveau.

Mes chers frères Rachid, Youcef et Halim. Mes chères belles sœur Yamina et Nadira.

Mon cher mari Fateh.

La mémoire de mon frère, de ma grand mère et mes deux grand père que dieu les accueille dans son vaste paradis.

Ma grand-mère Ghaya.

Ma binôme Kahina et à toute sa famille.

Tous mes amis et amies (surtout Bouzid, Mokrane, Souade et Sassa ainsi qu'a toute la promo de master pharmacologie moléculaire) et tous ceux qui me connaissent.

A. Lila

Sommaire

Introduction1

Synthèse bibliographique

Chapitre I : Les plantes médicinales

I.1 Les plantes médicinales2
I.2 Intérêt de l'étude des plantes médicinales2
I.3 Description du genre Genévrier3
I.4 Description du genévrier commun4
 I.4.1 Appareil végétatif4
 I.4.2 Taxonomie5
 I.4.3 Répartition géographique de *Juniperus communis*5
 I.4.4 Reproduction6
 I.4.5 Composition biochimique de la plante6
 I.4.6 Effets et usage médical6

Chapitre II : Métabolites secondaires

II. Métabolites secondaires8
 II.1 Les composés phénoliques8
 II.2 Classification des polyphénols10
 II.3 Biosynthèse des polyphénols11
 II.4 Rôles physiologiques des polyphénols12
 II.5 Intérêt biologiques des composés des polyphénols12
 II.6 Définition de l'activité antioxydante13
 II.1.6 Détermination de l'activité antioxydante13
 II.7 Les huiles essentielles13
 II.1.7 Définition et méthodes d'extraction13
 II.2.7 Sources et localisation des huiles essentielles14
 II.3.7 Composition chimique des huiles essentielles14

Partie pratique

Chapitre III : Méthodologie

III.1	Matériels.....	15
III.1.1	Séchage	16
III.1.2	Broyage	16
III.1.3	Tamissage	17
III.2	Méthodes	17
III.2.1	Analyses morphologiques.....	17
III.2.2	Méthodes d'extraction des polyphénols.....	17
III.3	Dosage des composés phénoliques	18
III.3.1	Dosage des phénols totaux.....	18
III.3.2	Dosage des flavonoïdes.....	19
III.3.3	Dosage des tanins.....	20
III.4	Activités antioxydantes	20
III.4.1	Pouvoir réducteur.....	20
III.4.2	Détermination de l'activité « Scavenger » du DPPH.....	21
III.5	Extraction des huiles essentielles	22

Résultats et Discussion

Chapitre IV : Résultats et Discussions

IV.1	Résultats de l'analyse des paramètres morphologiques	24
IV.1.1	Variabilité morphologique des feuilles de genévrier commun	24
IV.1.2	Variabilité morphologique des baies du genévrier commun	25
IV.2	Résultats de l'analyse des paramètres biochimiques	27
IV.2.1	Dosage des composés phénoliques	27
IV.3	Résultats de l'activité antioxydante	30
IV.3.1	Résultats du pouvoir réducteur	30
IV.3.2	Activité scavenger du radical DPPH.....	32
IV.4	Résultats du rendement en huiles essentielles de <i>Juniperus communis</i>	32
	Conclusion	34

Bibliographie

Glossaire

Annexes

Figure 1 : Description des différentes composantes de <i>Juniperus communis</i> (Kaennel Dobbertin <i>et al.</i> , 2006).....	4
Figure 2 : La carte de répartition du <i>Juniperus communis</i> dans le monde (Adams, 2011).	5
Figure 3 : Structure d'un composé phénolique simple (Bruneton, 1999).....	10
Figure 4 : Structure de base des flavonoïdes (Coa <i>et al.</i> , 1997)	10
Figure 5 : Image satellitaire montrant la région d'échantillonnage.	15
Figure 6 : Image satellitaire de la station d'échantillonnage.	15
Figure 7 : Photographie des cinq individus de <i>Juniperus communis</i>	16
Figure 8 : Poudre fine des feuilles sèches et poudre fine des baies sèches.....	17
Figure 9 : Extraits du feuillage et baies à l'état frais.	18
Figure 10 : Extraits du feuillage et baies à l'état sec.	18
Figure 11 : Image de l'appareil utilisé pendant l'hydrodistillation des huiles essentielles	23
Figure 12 : Variation des concentrations des polyphénols totaux en fonction des parties des échantillons du <i>Juniperus communis</i>	27
Figure 13 : Variation des concentrations des flavonoïdes en fonction des parties des échantillons du <i>Juniperus communis</i>	29
Figure 14 : Variation des concentrations des tannins en fonction des parties des échantillons du <i>Juniperus communis</i>	30
Figure 15 : Evaluation du pouvoir réducteur des feuillages et des baies du <i>Juniperus communis</i>	31

Tableau I : Classification botanique de <i>Juniperus communis</i> (Small <i>et al</i> , 2001).....	5
Tableau II : Principales classes de composés phénoliques (Macheix <i>et al</i> , 2005 ; Bruneton, 1999).	9
Tableau III : Variabilité de la longueur et de la largeur des feuilles de <i>Juniperus communis</i>	24
Tableau IV : Variabilité des diamètres des baies <i>Juniperus communis</i>	25
Tableau V : Variabilité du poids des baies et du nombre de graines par baie de <i>Juniperus communis</i>	26
Tableau VI : Pourcentage d'inhibition des extraits éthanoliques des feuilles et des baies fraîches et séchées.....	32
Tableau VII : Rendement des huiles essentielles de feuillage et des baies du <i>Juniperus communis</i>	33

Liste des abréviations

ABTS : 2,2'-azino-bis(3-ethylbenzothiazoline-6-sulphonic acid).

AlCl₃ : chlorure d'aluminium.

CMB : Concentration minimale bactéricide.

CMI : Concentration minimale inhibitrice.

DPPH: Radical 2,2-diphényl 1-picrylhydrazyl.

EAG : équivalent de l'acide gallique.

EC : équivalent Catéchine.

EQ : équivalent de la quercétine.

Fe³⁺ : Ions ferrique.

Fe²⁺ : Ions ferreux.

FeSO₄ : Sulfate ferreux.

FeCl₃.6H₂O : chlorure ferrique.

FRAP : Ferric Reducing Antioxidant Power.

FTC : ferric thiocyanate.

GC/MS : Chromatographie phase gazeuse couplée à une spectrophotométrie.

H3PW12O40 : Acide phosphotungstique .

H3PMO12O40 : Acide phosphomolybdique.

HD : Hydrodistillation.

HPLC : High performance liquide chromatographie.

K₃ Fe (CN)₆ : ferricyanure de potassium.

MV : Matière végétales.

OH : Radical hydroxyle.

Liste des abréviations

TBA : thiobarbituric acid.

TCA : trichloracétique acid .

Au travers des âges, l'homme a pu compter sur la nature pour subvenir à ses besoins de base tels que, nourriture, abris, vêtements et aussi pour ses besoins médicaux. Les plantes possèdent d'extraordinaires vertus thérapeutiques. Leurs utilisations pour le traitement de plusieurs maladies chez les êtres vivants et en particulier l'homme est très ancienne et à toujours été faites de façon empirique (**Svoboda et Svoboda, 2000**).

De nos jours, nous comprenons de plus en plus, que les principes actifs des plantes médicinales sont souvent liés aux produits des métabolites secondaires. Leurs propriétés sont actuellement pour un bon nombre reconnues et répertoriées, et donc mises à profit, dans le cadre des médecines traditionnelles et également dans la médecine allopathique moderne (**Bourgaud et al, 2001 ; Kara, 2007**).

Ces métabolites ont récemment reçu une attention accrue liée à certaines découvertes intéressantes relatives à leurs activités biologiques. Du point de vue pharmacologique et thérapeutique, les propriétés antioxydantes de ces métabolites telles que la neutralisation des radicaux libres (**Djeridane et al ., 2006**).

Dans le bagage chimique des plantes, les huiles essentielles et les composés phénoliques, représentent des molécules de forte valeur, utilisées dans les industries pharmaceutique, cosmétique et agroalimentaire (**Bouzouita et al., 2008**).

Juniperus communis, est un arbuste qu'est considérée comme une importante plante médicinale, largement utilisée dans la médecine traditionnelle de nombreux pays (**Dawidar et al., 1991 ; Adams et al., 1996**). Elle est utilisée à l'état de vapeur pour la bronchite et le contrôle de l'arthrite. Son huile est irritante pour les microbes (**Derwich et al., 2010**). Ses feuilles sont utilisées pour traiter les diarrhées, les rhumatismes et le diabète (**Bellakhder, 1997**).

Dans ce travail, nous nous sommes intéressés d'abord à l'extraction des substances actives de *Juniperus communis*, les huiles essentielles par hydrodistillation et les composés phénoliques par un solvant (l'éthanol pur), suivi d'un dosage colorimétrique de ces derniers, de leur activité antioxydant et le rendement des huiles essentielles.

Synthèse bibliographique

I.1 Les plantes médicinales

L'homme utilise les plantes médicinales pour traiter les maladies depuis des millénaires. Il semble qu'il y a quelque 60 000 ans, les Néandertaliens appréciaient les vertus thérapeutiques des plantes. Les chercheurs ont pu tirer cette conclusion après avoir examiné un lieu de sépulture en Iran dans lequel ils ont trouvé du pollen de huit plantes médicinales **(Solecki et Shanidar, 1975)**.

Depuis la préhistoire, les chamans ainsi que les sorciers et les sorcières d'Eurasie et d'Amérique ont acquis des connaissances très poussées sur les plantes médicinales. Toutes les plantes indigènes discutées étaient utilisées en médecine traditionnelle par les populations autochtones. Des centaines d'autres espèces étaient également utilisées par les premières nations du Canada, ce qui donne à penser que nombre de celles-ci renferment aussi des agents pharmacologiques importants qui pourraient être précieux en médecine moderne **(Arnason et al., 1981)**.

Jusqu'au 18^e siècle, les professions de médecin et de botaniste étaient étroitement liées. En effet, les premiers jardins botaniques modernes, qui ont vu le jour au 16^e siècle en Italie, à Pise, Padoue et Florence, étaient des jardins de plantes médicinales rattachées à des écoles ou des facultés de médecine **(Duke, 1993)**.

L'usage des plantes médicinales n'est pas uniquement une lointaine coutume. Quelque 90 % de la population mondiale utilise peut-être encore uniquement des plantes brutes et des extraits non raffinés de plantes pour se soigner. Une enquête réalisée en 1997 a montré que 23 % des Canadiens ont déjà utilisé des plantes médicinales. De plus, presque 25 % des produits pharmaceutiques modernes contiennent des plantes **(Duke, 1993)**.

I.2 Intérêt de l'étude des plantes médicinales

La plupart des espèces végétales contiennent des substances qui peuvent agir à un niveau ou un autre sur l'organisme humain et animal. On les utilise aussi bien en médecine classique qu'en phytothérapie. Elles présentent en effet des avantages dont les médicaments sont souvent dépourvus, on les appelle les plantes médicinales **(Iseran, 2001)**.

Au cours des dernières décennies, les recherches scientifiques les plus modernes n'ont fait que confirmer le bien-fondé des vertus thérapeutiques de la plupart des plantes médicinales utilisées **(Carillon, 2000)**.

Ce savoir traditionnel ancestral se transmet de génération en génération est devenu aujourd'hui une mine d'informations extrêmement précieuses pour les chercheurs d'industrie pharmaceutique. Aujourd'hui la pharmacologie s'oriente de plus en plus vers des traitements à base de plantes, car l'efficacité de la synthèse chimique a largement atteint ses limites et n'arrive plus à être créative (**Fouché et al., 2000**).

Les plantes médicinales sont donc importantes pour la recherche pharmaceutique et l'élaboration des médicaments, directement comme agents thérapeutiques, mais aussi comme matière première pour la synthèse des médicaments ou comme modèle pour les composés pharmaceutiques actifs (**Iseran, 2001**).

Il est difficile d'imaginer le monde sans l'utilisation des différents types de plantes, et parmi eux on trouve les plantes aromatiques qui constituent une catégorie à part, par le fait qu'elles élaborent des substances volatiles, odorantes, caractéristiques appelées huiles essentielles. Ces plantes, connus depuis l'antiquité, sont généralement utilisées en médecine traditionnelle comme agents antibactériens et antioxydants. Certaines espèces de *Juniperus*, sont aussi utilisées en médecine populaire comme antiseptiques (**Newall et al., 1996**) et *Juniperus communis* est considéré comme antimicrobien et antioxydant (**Hayouni et al., 2007**).

I.3 Description du genre Genévrier

Le genévrier (*Juniperus*) appartient à la famille des cupressacées. Il comprend approximativement 60 espèces (**Rezzi et al., 2001**). Le genre *Juniperus* est représenté par trois sections: *Caryocedrus* (une espèce : *J. drupacea* Labille) ; *Juniperus oxycedrus* (neuf ou dix espèces) ; et *Sabine* (environ 50 espèces) (**Adams, 1998**).

C'est un arbre ou arbrisseau qui peut avoir cinq à dix mètres de hauteur à feuilles persistantes, étroites, linéaires, épineuses ressemblant à des aiguilles. Ses fleurs donnent des fruits improprement qualifiés de baies, globuleux et charnus (**Bruneton, 2009 ; Huguette, 2008**).

Le genévrier croît à l'état sauvage sur les terres arides, pierreuses exposées à la sécheresse, en Asie, en Amérique, en Europe et sur le pourtour méditerranéen. Très rustique, il pousse dans tous les pays à climat tempéré. (**Huguette, 2008**).

I.4 Description du genévrier commun

Juniperus communis, est la seule espèce de *Juniperus* présente dans les deux hémisphères (Adams, 1998). Porte plusieurs noms également appelé genévrier commun, rouge, Peteron ou Petrot, common juniper en Anglais. En Algérie il est différemment nommé selon les régions ; Taka en kabyle, Zimba en chawi, et ara'ar en Arabe (Trabut, 1935).

I.4.1 Appareil végétatif

Selon Auger (1982), c'est un petit arbuste dioïque, rarement monoïque, les cônes mâles et femelles sont généralement sur des pieds différents. Caractérisé par un tronc droit ou rampant de 30 cm à un arbre de 10 m, son écorce est d'une couleur brune rougeâtre, son système racinaire est de type pivotant profond. C'est une plante qui vit longtemps (2000ans) (Figure 1).



Figure 1 : Description des différentes composantes de *Juniperus communis* (Kaennel Dobbertin et Hane, 2006).

I.4.2 Taxonomie

La classification botanique du *Juniperus communis* est illustrée dans le **tableau I**.

Tableau I : Classification botanique de *Juniperus communis* (Small et Dentsch, 2001).

Règne	Plantae
Embranchement	Spermatophytes
S/ Embranchement	Gymnospermes
Classe	Coniférophytes
Famille	Cupressaceae
Genre	Juniperus
Espèce	<i>Juniperus communis</i>

I.4.3 Répartition géographique de *Juniperus communis*

Juniperus communis est une espèce qui se développe en Europe, il est fréquent dans la partie Ouest du bassin méditerranéen. En Afrique du Nord, on le rencontre en Algérie, au Maroc et en Tunisie (**Figure 2**) (Maatooq *et al.*, 1998; Mazur *et al.*, 2003).

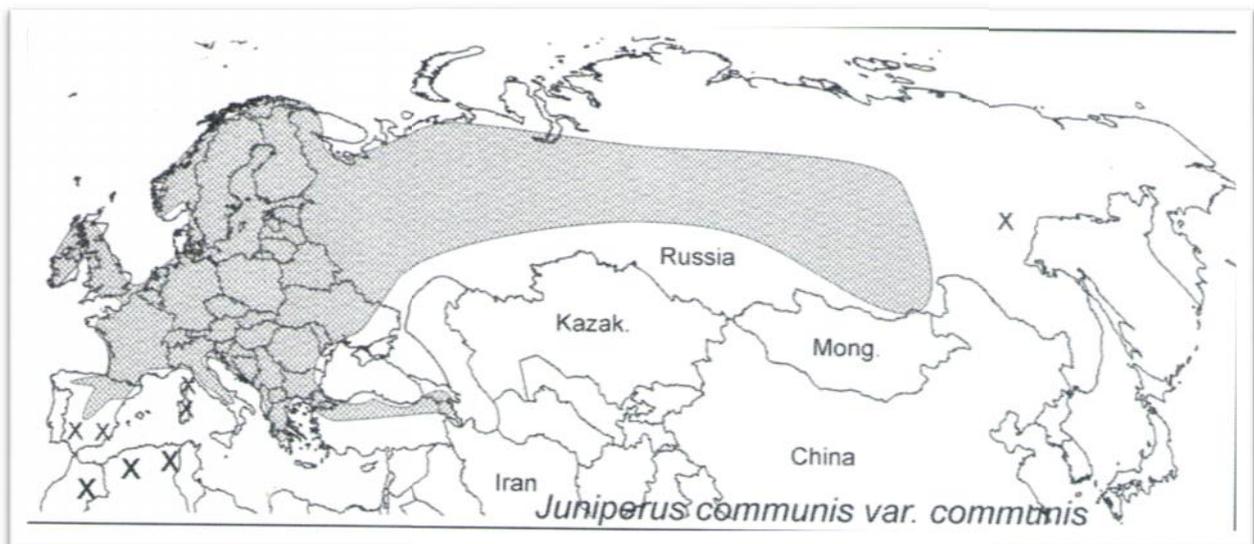


Figure 2 : La carte de répartition du *Juniperus communis* en Asie (Adams, 2011).

I.4.4 Reproduction

C'est une espèce dioïque (pieds mâles et pieds femelles séparés). Au printemps, les pieds mâles portent des petits cônes à l'aisselle des feuilles de l'année précédente. Le pollen, abondant, est disséminé par le vent. Les pieds femelles sont reconnaissables par des galbules en cours de développement. Elles apparaissent à l'extrémité des rameaux courts à l'aisselle des aiguilles. Les trois ovules, à l'aisselle des écailles supérieures du rameau, émettent une goutte micropylaire captant le pollen. Certains cônes sont tout de suite fécondés et se présentent en hiver, comme des galbules presque achevées, contenant 3 graines. Chez d'autres, la fécondation n'aura lieu qu'en été de l'année suivante. Cela explique les galbules de tailles différentes sur un même pied. Mais elles seront finalement toutes mûres en même temps, en automne de l'année suivant la pollinisation (**Van Bol, 2007**).

Les fleurs (dioïques), se présentent sous la forme de très petit chatons à l'aisselle de feuilles vers le milieu de jeunes rameaux : mâles en petits sacs jaune clair; femelles constituées de 3 feuilles ovulifères portant chacune un ovule verdâtre. Le cône femelle devient charnu, les trois écailles portant les ovules deviennent conrescentes et molles: "baie" de Genièvre (**Van Bol, 2007**).

I.4.5 Composition biochimique de la plante

Le genévrier commun est une source importante de métabolites, son étude phytochimique a montré la présence de plus de 60 composants, les rameaux de *Juniperus communis* fournissent un rendement en huile essentielle d'environ de 0,02 à 0,23 %. Cette huile essentielle est riches en composés monoterpéniques (81,68 %) dont principalement le sabinène (27,51 %), le limonène (16,19 %), l' -pinène (8,82 %) et le terpinène-4ol (6,52 %) (**Halimi, 2007**).

I.4.6 Effets et usage médical

Le genévrier commun est un puissant antiseptique des voies urinaires. Remède efficace contre les cystites, mais ne doit pas être employé dans le cas insuffisance rénale. Le genévrier fortifie le système digestif, soulage les coliques et stimule l'activité de l'estomac (**Iseran, 2001**).

Par voie interne ou externe, il se révèle efficace dans le traitement des arthrites chroniques, de la goutte et des rhumatismes. En application, l'huile essentielle diluée calme

les inflammations ; elle est censée favoriser le drainage des tissus sous-cutanés (**Iseran ,2001**).

Enfin, le genévrier stimule le flux menstruel (**Iseran ,2001**). En Algérie il est connue pour ses propriétés anti-diarrhéiques (**Dob et Dahmane, 2008**).

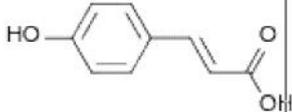
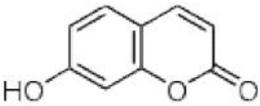
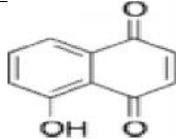
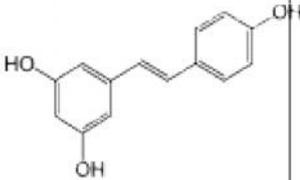
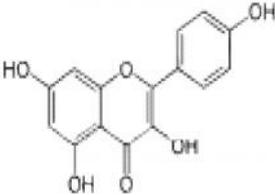
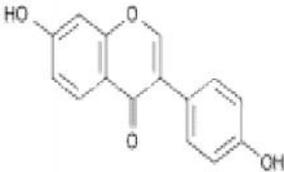
II. Métabolites secondaires

Une des originalités majeures des végétaux réside dans leur capacité à produire des substances naturelles très diversifiées. En effet, à côté des métabolites primaires classiques (glucides, protéides, lipides, acides nucléiques), ils accumulent fréquemment des métabolites dits « secondaires » dont la fonction physiologique n'est pas toujours évidente mais qui représentent une source importante de molécules utilisables par l'homme dans des domaines aussi différents que la pharmacologie ou l'agroalimentaire. Les métabolites secondaires appartiennent à des groupes chimiques variés (alcaloïdes, composés phénoliques...) qui sont très inégalement repartis chez les végétaux mais dont le niveau d'accumulation peut quelquefois atteindre des valeurs élevées. La notion de « métabolite secondaire » résultait initialement de trois groupes d'observations : d'abord une difficulté à attribuer à ces métabolites une fonction précise dans la physiologie même de la plante, ensuite une répartition très inégale selon les végétaux, quelquefois entre des espèces ou variétés à l'intérieur d'une même espèce, une certaine « inertie biochimique » car ces substances sont rarement remobilisées dans la plante après qu'elles y ont été accumulées (**Macheix et al, 2005**).

II.1 Les composés phénoliques

Les polyphénols sont des groupes de molécules de structures variées (**Richter, 1993**). Les noms ainsi que les structures de ces groupes sont mentionnés dans le (**Tableau II**)

Tableau II : Principales classes de composés phénoliques (Macheix *et al*, 2005 ; Bruneton, 1999).

Squelette carboné	Classe	Exemple	Formule
C6	<u>Phénols simples</u>	<u>hydroquinone</u>	
C6-C1	<u>Acides hydroxybenzoïques</u>	<u>acide parahydroxybenzoïque</u>	
C6-C3	<u>Acides hydroxycinnamiques</u>	<u>acide p-coumarique</u>	
	<u>Coumarines</u>	Ombelliférone	
C6-C4	<u>Naphtoquinones</u>	<u>Juglon</u>	
C6-C2-C6	<u>Stilbénoides</u>	<u>trans-resvératrol</u>	
	<u>Flavonoïdes</u>	<u>Kaempférol</u>	
C6-C3-C6	<u>Isoflavonoïdes</u>	<u>Daidzéine</u>	

Ces molécules présentent toutes un point commun : la présence d'au moins un cycle à 6 carbones porteur d'une ou plusieurs fonctions hydroxyles (OH) (phénol) (**Figure3**) (**Bruneton, 1999**).



Figure 3 : Structure d'un composé phénolique simple (**Bruneton, 1999**).

II.2 Classification des polyphénols

Les composés phénoliques sont constitués de plusieurs groupes dont :

II.2.1 Les flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des composés polyphénoliques comprenant quinze atomes de carbone formant une structure C6-C3-C6, ayant deux noyaux aromatiques reliés par un pont de trois carbones (**Figure4**). Ce sont les composés les plus importants parmi tous les composés phénoliques, ils constituent un groupe de plus de 6000 composés naturels (**Ghidira, 2005 ;Chira et al., 2008**).

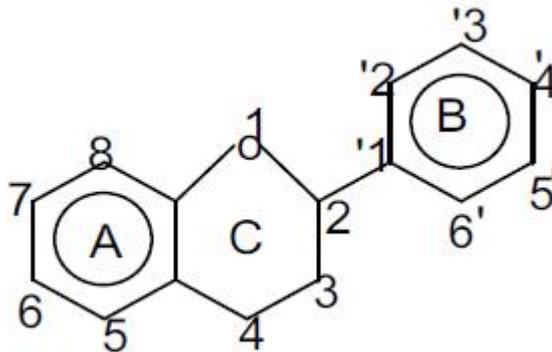


Figure 4 : Structure de base des flavonoïdes (**Coa et al., 1997**)

II.2.2 Tanins

Les tanins sont des polymères phénoliques qui possèdent un haut poids moléculaire (>3000Da) (**Rubanza et al., 2005**). Ces composés sont des substances naturelles hélicoïdales incrustables avec des propriétés astringentes prononcés (**Muchuweti et al., 2006**). Suivant la structure chimique, on distingue deux catégories de tanins (**Smith et al., 2005**):

- Les tanins hydrolysables,
- Les tanins condensés.

A. Tanins hydrolysables

Ils sont des polyesters d'un sucre qui est généralement le glucose et d'un nombre variable de molécules d'acides phénoliques, ce dernier est l'acide gallique dans des gallotanins, ou bien l'acide ellagiques dans le cas des ellagitanins. (**Bruneton, 1999**).

B. Tanins condensés

Les tanins condensés sont connus aussi sous le nom de proanthocyanidines, en réalité ils sont des oligomères et des polymères des unités de flavan-3ol ou l'épicatéchine, et on peut trouver des esters d'acides gallique (**Romani et al., 2006**)

II.3 Biosynthèse des polyphénols

Les polyphénols sont des produits du métabolisme secondaire des plantes. Ils sont synthétisés à partir de deux voix (**Bravo, 1998 ; Lugasi et al., 2003**) :

- Celle de l'acide shikimique, qui conduit après transamination ou désamination, aux acides cinnamiques à leurs nombreux dérivés tels que les acides benzoïques ou les phénols simples.
- Celle issue de l'acétate, qui conduit à des poly -coesters (polyacétates) de longueur variable menant par cyclisation à des composés polycycliques tels que les dihydroxy-1,8-antraquinones ou les naphthoquinones.

II.4 Rôles physiologiques des polyphénols

Les polyphénols sont partiellement responsables des qualités sensorielles et alimentaires des aliments végétaux (**Lugasi et al., 2003**). Ils seraient associés à de nombreux processus physiologiques : croissances cellulaire, différenciation, organogenèse, dormance des bourgeons et floraison (**Alibert et al., 1977**).

Les flavonoïdes sont des pigments responsables de la coloration des fleurs, des fruits et des feuilles. Ils assurent la protection des tissus contre les effets nocifs du rayonnement UV (**Hadi, 2004**).

II.5 Intérêt biologiques des composés phénoliques

Plusieurs composés phénoliques ont montré des activités antioxydantes ayant la capacité de piéger les radicaux libres, inhibiteurs d'enzymes telles que l'aldose réductase et xanthine oxydase, anti-inflammatoires, et prévention des maladies cardiovasculaires (**Wang et Mazza, 2002**).

II.6 Définition de l'activité antioxydante

Un antioxydant est défini comme étant toute substance qui peut retarder ou empêcher l'oxydation des substrats biologiques (**Boyd et al., 2003**), ce sont des composés qui réagissent avec des radicaux libres et les rendent ainsi inoffensifs (**Vansant, 2004**).

La raison pour laquelle les antioxydants sont importants vient du fait que l'oxygène est un élément potentiellement toxique puisque il peut être transformé en formes plus réactives telles que le superoxide, le peroxyde d'hydrogène, l'oxygène singlet et les radicaux hydroxyles, collectivement connu sous le nom d'oxygène actif (**Boyd et al., 2003**).

Ils s'agissent des produits finis non radicaux, d'autre en interrompant la réaction en chaîne de peroxydation, tandis que d'autre antioxydants absorbent l'énergie excédentaire de l'oxygène singlet pour la transformation en chaleur. D'une manière générale, un antioxydant peut empêcher l'oxydation d'un autre substrat en s'oxydant lui-même plus rapidement que celui-ci. En même temps, les antioxydants arrêtent la réaction, parce que la structure des antioxydants est relativement stable (**Vansant, 2004**).

II.6.1 Détermination de l'activité antioxydante

- **Test de DPPH**

La capacité antioxydante peut être mesurée en utilisant des radicaux libres plus stables. Le radical DPPH est très stable à l'état cristallin et en solution, de coloration violette. Par cette méthode, on considère que l'activité antioxydante n'est autre que la capacité des antioxydants d'agir comme piègeur des radicaux libres. Il agit en transférant un atome d'hydrogène ce qui conduit à la disparition du DPPH au cours de la réaction et à changement de coloration dans la solution initiale. L'avancement de la réaction est suivi par spectrophotométrie à 516nm (**Maataoui et al, 2006**).

II.7 Les huiles essentielles

II.7.1 Définition et méthodes d'extraction

Les huiles essentielles (=essences) sont des produits odorants d'une composition généralement assez complexes, obtenus à partir d'une matière première végétale

botaniquement définie, plus ou moins modifiée au cours de l'extraction, soit par entraînement à la vapeur d'eau, par distillation sèche, soit par un procédé mécanique sans chauffage. L'hydrodistillation (HD) est la méthode la plus couramment employée pour l'extraction d'une huile essentielle (**Meyer-Warnod, 1984**) ; dans son principe, elle correspond à une distillation hétérogène. Le procédé consiste à immerger la matière végétale dans un bain d'eau ; l'ensemble est ensuite porté à ébullition, à pression atmosphérique sous l'effet de la chaleur, les molécules odorantes contenues dans les glandes sécrétrices des végétaux sont libérées sous forme d'un mélange azéotropique. Le système « Clevenger », préconisé par la pharmacopée européenne, permet le recyclage de la phase aqueuse du distillat dans le bouilleur par cohobage (**Clevenger, 1928**). La durée d'hydrodistillation qui varie de trois à six heures en fonction de la matière végétale à traiter, peut avoir une influence sur le rendement en huile essentielle et sur sa composition chimique (**Pharmacopée Européen, 1997**).

II.7.2 Sources et localisation des huiles essentielles

Les végétaux riches en essences se trouvent surtout chez les Conifères, Myrtacées, Labiées les Ombellifères, Rutacées (**Mautrait et Raoult, 2009**). Ces essences sont localisées dans les feuilles, les fruits, les fleurs ainsi que dans l'écorce, les graines et les racines des plantes aromatiques (**Bruneton, 1999**).

II.7.3 Composition chimique des huiles essentielles

De nombreux travaux scientifiques ont contribué à mettre en évidence la composition chimique des huiles essentielles, selon **Roquebert (2002)**, on trouve de nombreux constituants dans une huile essentielle appartenant principalement à deux grands groupes chimiques : **les composés terpéniques et les composés aromatiques dérivés du phényle propane (C6-C3)**.

Partie pratique

III.1 Matériels

Notre travail a porté sur cinq individus de *Juniperus communis*, l'échantillonnage a été réalisé au niveau du Parc National de Djurdjura durant le mois d'Avril 2013. Les échantillons ont été transportés dans des sacs en plastiques étiquetés.



Figure 5 : Image satellitaire montrant la région d'échantillonnage (Google earth, 2013) .



Figure 6 : Image satellitaire de la station d'échantillonnage (Google earth, 2013).

Au laboratoire, les échantillons ont été nettoyés puis nous avons séparé les baies des autres parties de la plante (rameaux et feuilles) pour les échantillons n° 03, 04 et 05.

Notons que les échantillons n° 01 et 02 sont dépourvus de baies (Figure 7).



Figure 7 : Photographie des cinq individus de *Juniperus communis*.

Dans le but de faire une comparaison entre la teneur en composés phénoliques et le rendement en huiles essentielles de la matière fraîche et la matière sèche, nous avons divisé les échantillons 3, 4 et 5 en quatre lots tandis que l'échantillon 1 et 2 en deux lots :

Lot 1 : feuilles

Lot 2 : baies fraîches

Lot 3 : feuilles sèches

Lot 4 : baies sèches

III.1.1 Séchage

Les lots 03 et 04 sont mis à sécher à l'air libre pendant deux semaines à l'abri des rayons solaires dans un endroit bien aéré. Une petite partie de ces deux lots qui est destinée au dosage des polyphénols est placée dans l'étuve à 40°C pendant trois jours, le reste sert à l'extraction des huiles essentielles.

III.1.2 Broyage

Les parties destinées au dosage des polyphénols sont broyées à l'aide d'un broyeur électrique. Le broyage vise à diviser la matière pour augmenter la surface d'échange entre le

solide et le solvant d'extraction et à faciliter l'extraction à l'intérieur des tissus végétaux par cassure des parois cellulaire.

III.1.3 Tamisage

Les broyats des lots 03 et 04 sont tamisés à l'aide d'un tamis dont le diamètre des pores est de 250 μm .



Figure 8 : Poudre fine des feuilles sèches et poudre fine des baies sèches

III.2 Méthodes

III.2.1 Analyses morphologiques

La longueur et la largeur des feuilles de *Juniperus communis* ont été mesurées à l'aide d'un pied à coulisse, afin d'avoir une moyenne représentative, dix mesures ont été effectuées pour chaque échantillon.

Concernant les baies, trois paramètres ont été mesurés, il s'agit des diamètres, du poids et du nombre de graines par baie, cinq répétitions ont été réalisées.

III.2.2 Méthodes d'extraction des polyphénols

La méthode d'extraction utilisée dans ce travail est celle d'**Oomah (2010)**, qui consiste à dissoudre 0,8 g du broyat végétal (feuillage ou baies) dans 32 ml d'éthanol à 96%. Le mélange est agité pendant deux heures à température ambiante suivi d'une centrifugation pendant 10mn à 5000 tours/mn. Le surnageant est récupéré dans des tubes à essai (**Figure9 et 10**).



Figure 9 : Extraits du feuillage et baies à l'état frais.



Figure 10 : Extraits du feuillage et baies à l'état sec.

III.3 Dosage des composés phénoliques

III.3.1 Dosage des phénols totaux

La teneur en phénols totaux dans les différents extraits de *Juniperus communis* a été estimée selon la méthode au Folin-Ciocalteu préconisée par **Djeridane et al. (2006)**.

III.3.1.1 Le principe

Les composés phénoliques réagissent avec le réactif de folin-ciocalteu. Le mélange d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMO₁₂O₄₀) est réduit, lors de l'oxydation des polyphénols, en un mélange d'oxyde bleu de tungstène (W₈O₂₃) et molybdène (MO₈O₂₃). La coloration bleue est proportionnelle au taux de composés phénoliques **Riberaux-Gayon, (1968)**.

III.3.1.2 Mode opératoire

Le protocole de dosage des phénols totaux suivi est celui défini par **Djeridane et al., (2006)**.

Dans des tubes à essais, on met :

- **250**µl de l'extrait dilué (1/10),
- **1250**µl de folin-ciocalteu dilué (1/10),

Les solutions sont incubées pendant 3mn à température ambiante, après on ajoute :

- **01**ml de Na₂CO₃ (7 ,5%).

Les tubes sont ensuite passés dans un bain marie à 50°C pendant 5mn. Une fois refroidis, l'absorbance est mesurée par un spectrophotomètre à 760 nm.

Le témoin a été préparé de la même manière en remplaçant l'extrait par **250**µl d'éthanol.

La teneur en phénols totaux est calculée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide gallique (**Annexe III**).

III.3.2 Dosage des flavonoïdes .

Le dosage des flavonoïdes a été effectué selon **Djeridane et al., (2006)**.

III.3.2.1 Principe

La formation d'un complexe jaunâtre, lors de l'ajout du chlorure d'aluminium, est due à la fixation des ions Al³⁺ sur les atomes d'oxygène, présents sur les carbones 4 et 5 des flavonoïdes **Riberau-Gayon ,(1968) .**

III.3.2.2 Mode opératoire

Le protocole de dosage des flavonoïdes est celui décrit par **Djeridane et al., (2006)**

Dans des tubes à essais, on met :

- **1**ml d'extrait dilué (1/100),
- **1**ml de solution d'AlCl₃ (chlorure d'aluminium à 2%).

Après 10mn d'incubation à température ambiante et à l'abri de la lumière, on lit l'absorbance à 430 nm.

Le blanc est préparé de la même manière en remplaçant l'extrait par 1ml d'éthanol.

La teneur des flavonoïdes est calculée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec de la quercétine (**Annexe III**).

III.3.3 Dosage des tanins

Le dosage des tanins a été effectué selon la méthode **Vermerris et Nicholson, (2006)**.

III.3.3.1 Mode opératoire

Dans des tubes à essais, on met :

- **250**µl d'extrait dilué (1/10),
- **1ml** de FeSO₄.

Après on met les tubes dans un bain marie à 95°C pendant 10mn. L'absorbance de la couleur rose est mesurée par spectrophotomètre à 530nm.

Le blanc est préparé avec : **250** µl d'éthanol + **1ml** de FeSO₄.

La concentration de proanthocyanidines est exprimée en équivalent de la cyanidine. Le coefficient d'extinction molaire qui est utilisé pour convertir les valeurs d'absorption des concentrations est égal à 34700L mol⁻¹ cm⁻¹. La loi de Beer-lambert :

A= .l.c est employée pour déterminer les concentrations en tanins condensés

$$C = \frac{A \cdot M_m}{\epsilon \cdot l} \quad (mg/ml)$$

Avec :

- **C** : la concentration de proanthocyanidines en mg/ml,
- **ε** : coefficient d'extinction molaire de la cyanidine en L mol⁻¹cm⁻¹,
- **M_m** : masse molaire de la cyanidine (égale à 287,24g/mol),
- **l** : largeur de la cuve en cm (égale à 1 cm).

III.4 Activités antioxydantes

III.4.1 Pouvoir réducteur

Dans cet essai, la couleur jaune de la solution vire au vert ou au bleu par la conversion du complexe Fe³⁺ /ferricyanure au fer ferreux Fe²⁺ (**Deore et al., 2008**), cela dépend de la présence de réducteurs qui exposent un pouvoir antioxydant (**Senevirathne et**

al.,2006) . Le pouvoir réducteur est étudié en utilisant la méthode décrite par (**Zubia et al. 2007**).

1ml d'extrait est mélangé avec **2,5ml** du tampon phosphate (0,2M, pH 6,6) et **2,5ml** de ferricyanure de potassium ($K_3 Fe(CN)_6$) à 1%. Le mélange est incubé dans un bain marie pendant 20mn à 50°C. **2,5ml** de cette solution sont mélangés avec **2,5ml** d'acide trichloracétique (TCA) à 10%, puis centrifugés pendant 10mn. Dans un tube à essais, une fraction de **2,5ml** à partir du surnageant est mélangé avec **2,5ml** d'eau distillée et **0,5ml** chlorure ferrique ($FeCl_3.6H_2O$) à 0,1%. L'absorbance du mélange ainsi obtenu est mesurée à 700nm après 10mn d'incubation à température ambiante.

L'acide ascorbique est utilisé pour la préparation de la courbe standard pour quantifier l'activité réductrice (**annexe III**).

Le pouvoir réducteur des extraits éthanoliques est exprimé en équivalent mg d'acide ascorbique par 100g d'échantillon.

III.4.2 Détermination de l'activité « Scavenger » du DPPH

III.4.2.1 Principe

Le DPPH, est un radical libre qui se colore en bleu violet lorsqu'il est dissout dans l'éthanol ou le méthanol. En présence d'un antioxydant, il est réduit en DPPH-H, par conséquent il y a perte de cette couleur qui indique un effet scavenger **Almela et al., 2006 ;Chun et al.,(2005)**.

III.4.2.2 Mode opératoire

La méthode est basée sur la réduction du DPPH de la solution alcoolique en présence d'un antioxydant. La technique utilisée est celle de **Shon et al. (2003)** et le protocole d'étude de l'activité scavenger du radical DPPH est comme suit :

- 50µl d'extrait éthanolique, puis on le l'ajoute 5000µl de DPPH à 0,004%,
- Incubation 30minutes à température ambiante,
- Lecture à 517 nm .

Le pourcentage d'inhibition de radical DPPH est calculé :

$$(I \%) = \left(\frac{A_b - A_E}{A_b} \right) \times 100$$

Avec :

- A_b : Absorbance du témoin (l'extrait est remplacé par d'éthanol +DPPH),
- A_E : Absorbance en présence de l'échantillon (extrait + DPPH).

III.5 Extraction des huiles essentielles

L'extraction de l'huile essentielle a été effectuée par d'hydrodistillation en utilisant un appareil de type Clevenger (**Figure11**). Les échantillons sont macérés pendant 24 heures, puis sont mis en ébullition pendant trois (03) heures, les huiles essentielles sont récupérées après une nuit de décantation.

Le rendement en huiles essentielles est défini comme étant le rapport entre la masse de l'huile obtenue et celle de la matière végétale à traiter **Belyagoubi. (2006)**.

$$\text{Le taux de la matière extraite (\%)} = \left(\frac{P_1 - P_0}{E_1} \right) \times 100$$

Avec :

- P_0 : poids du bécher vide (g),
- P_1 : poids du bécher après évaporation (g),
- E_1 : poids de l'échantillon (g).

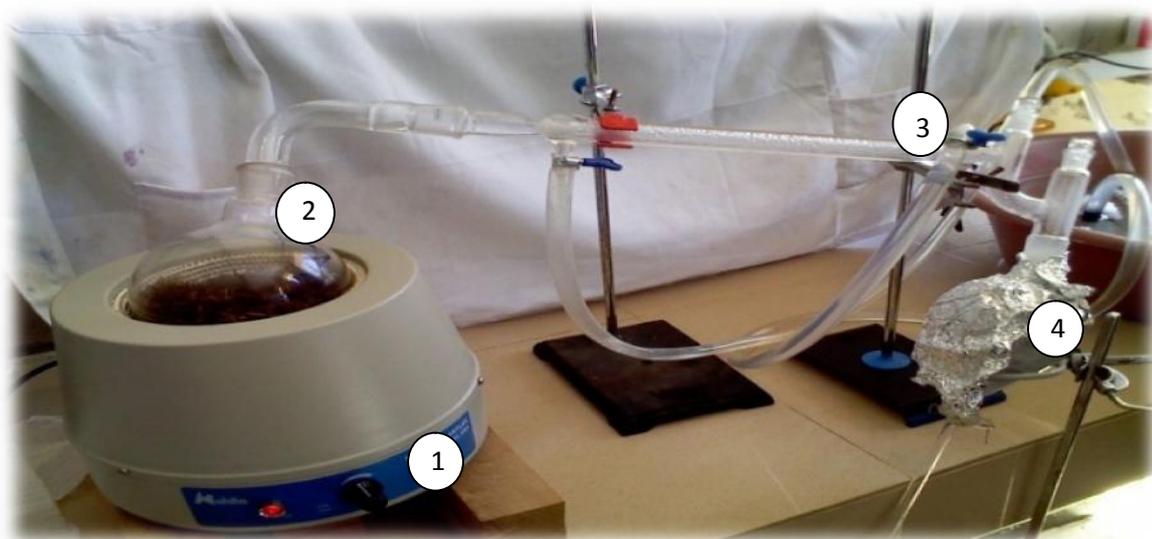


Figure 11 : Image de l'appareil utilisé pendant l'hydrodistillation des huiles essentielles

1 : Chauffe ballon

3 : Réfrigérant

2 : Ballon

4 : Ampoule à décantation

Résultats et Discussions

IV.1 Résultats de l'analyse des paramètres morphologiques

Nous avons étudié la variabilité morphologique à l'intérieur de différents échantillons (05) de l'espèce *Juniperus communis*. Nous avons choisi de mesurer :

- la longueur et la largeur des feuilles,
- le poids et les diamètres des baies,
- le nombre de graines par baie.

Les résultats de ces mesures sont consignés dans les **tableaux III, IV et V**.

IV.1.1 Variabilité morphologique des feuilles de genévrier commun

Pour chaque échantillon, nous avons pris dix feuilles au hasard puis nous avons calculé les moyennes pour chaque échantillon.

Tableau III : Variabilité de la longueur et de la largeur des feuilles de *Juniperus communis*

Les feuilles		
Les individus	La longueur cm	La largeur cm
Ech 01	1.22	0.18
Ech 02	1.23	0.15
Ech 03	1.34	0.11
Ech 04	1.30	0.15
Ech 05	1.06	0.12
Moyenne± Ecart type	1,23±0,107	0.142 ±0,027

D'après les résultats des mesures indiqués dans le **tableau III**, nous avons remarqué que la variation des longueurs et des largeurs des feuilles prend l'ordre décroissant suivant :

- Pour la longueur: Ech 03> Ech 04> Ech 02> Ech 01> Ech 05,
- Pour la largeur : Ech 01> Ech 04= Ech 02> Ech 05> Ech 03.

Rappelons que seuls les échantillons n° 03, 04 et 05 possédant des baies, donc sont des individus femelles, alors que les échantillons n° 01 et 02 sont des mâles. Après l'analyse de nos résultats, nous constatons que les feuilles de l'échantillon n° 01 sont les plus larges mais elles sont moyennement longues, les feuilles de l'échantillon n° 03 sont les plus longues et les

moins larges. L' échantillon n° 04 prend la deuxième position aussi bien pour la longueur que pour la largeur des feuilles. On peut conclure que les feuilles des individus mâles ont tendance à se développer dans la largeur plus que la longueur, contrairement aux feuilles des individus femelles. L'exception est pour l'échantillons n° 05 qui possède des petites baies comme le confirme le **tableau III**.

Si on compare nos résultats avec ceux rapportés par **Bounif et Dahmani, (2011)** qui ont travaillé sur *Juniperus communis* du Djurdjura à 1488 m, une altitude proche de notre station d'étude (1500 m) , nous remarquons que les feuilles de leur station sont plus longues ($1,695 \pm 0,190$) par rapport aux feuilles de notre station ($1,23 \pm 0,107$), quant aux moyennes de la largeur, elles sont proches ($0,17 \pm 0,25$ à 1488 m et $0,142 \pm 0,027$ à 1500m).

IV.1.2 Variabilité morphologique des baies du genévrier commun

IV.1.2.1 Diamètres des baies

Nous avons pris cinq baies de chaque échantillon des individus femelles, et comme les baies ne sont pas complètement sphériques, elles sont plutôt ovoïdes, donc elles présentent deux diamètres que nous avons mesurés.

Les moyennes obtenues sont rapportées dans le **tableau IV**.

Tableau IV : Variabilité des diamètres des baies *Juniperus communis*.

Les baies		
Les échantillons	Diamètre 01 (cm)	Diamètre 02 (cm)
3 ^{ème}	0.76	1.02
4 ^{ème}	0.66	0.82
5 ^{ème}	0.58	0.82
Moyenne ± Ecart type	0,66±0,1	0.946 ±0,2193

Les résultats du **tableau IV** indiquent que les baies de l'échantillon n ° 03 ont les plus grands diamètres suivies par celles de l'échantillon n° 04 et de l'échantillon n°05, cela peut être expliqué par le degré de maturité.

Nos résultats sont comparables avec ceux de **Bounif et Dahmani, (2011)** qui ont trouvé les moyennes suivantes $0,93 \pm 0,063$ et $0,75 \pm 0,066$ pour les diamètres des baies du genévrier commun à 1488 m d'altitude.

IV.1.2.2 Poids et nombre de graines par baie

Nous avons pesé le poids de toutes les baies, puis nous avons quantifié le nombre de graines contenues dans chaque baie.

Les résultats obtenus sont présentés dans le **tableau V**.

Tableau V : Variabilité du poids des baies et du nombre de graines par baie de *Juniperus communis*

Baies	Ech 3		Ech 4		Ech 5	
	Le poids en g	Nbr de graines	Le poids en g	Nbr de graines	Le poids en g	Nbr de graines
01	0.2615	02	0.0954	02	0.1179	02
02	0.2635	03	0.2076	03	0.1130	03
03	0.2248	02	0.2059	02	0.0699	03
04	0.2229	02	0.1726	02	0.1694	03
05	0.1420	03	0.1220	03	0.0463	02
Moyenne±	0,223±0,049		0,161±0,050		0,103±0,047	
Ecart type						

On analysant les résultats, nous avons remarqué que :

- le nombre de graines par baie varie de 2 à 3, ce résultat est en entière adéquation avec les descriptions botaniques faites par **Adams, (2011)** sur le genévrier commun du monde ;
- les poids des baies varient indépendamment du nombre de graines qu'elles contiennent.

IV.2 Résultats de l'analyse des paramètres biochimiques

IV.2.1 Dosage des composés phénoliques

IV.2.1.1 Dosages des polyphénols totaux

La teneur en polyphénols a été estimée par la méthode colorimétrique au Folin-ciocalteu. C'est l'une des méthodes la plus ancienne conçue pour déterminer la teneur en polyphénols des plantes médicinales et des aliments (Abdel-Hameed, 2009). L'acide gallique est le standard le plus souvent employé dans la méthode au Folin-Ciocalteu (Maisuthisakul et al., 2008).

Les résultats des analyses quantitatives des extraits de la matière sèche ou fraîche des baies et des feuillages du *Juniperus communis* sont reportés dans la (figure12).

Nos résultats sont exprimés en g équivalent d'acide gallique par 100g de matière fraîche ou sèche, la courbe d'étalonnage est établie avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0,998$ (Annexe III).

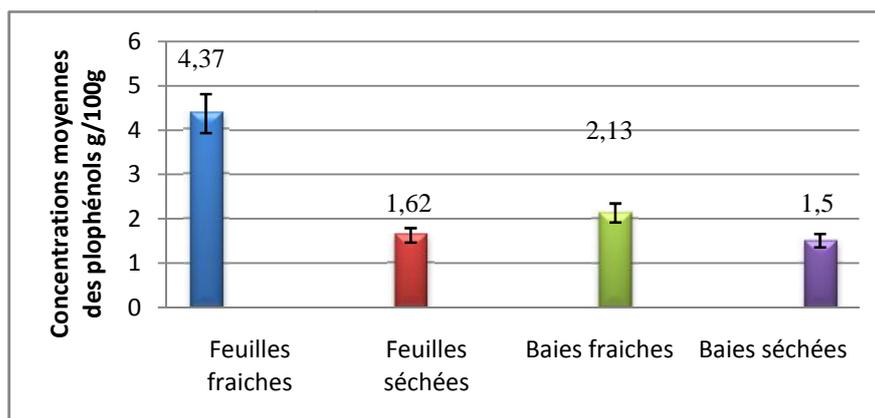


Figure 12 : Variation des concentrations des phénols totaux en fonction des parties des échantillons du *Juniperus communis*.

D'après l'histogramme illustré dans la (figure12), nous avons remarqué que les extraits de la matière sèche présentent des teneurs en phénols totaux inférieurs à celles des extraits de la matière fraîche et ce quelque soit les parties analysées de *Juniperus communis*.

Selon Marija et al., (2011) qui ont travaillé sur les extraits méthanoliques des feuilles et des baies du genévrier commun récolté en mois de juillet en Serbie, les teneurs en polyphénols des feuilles sèches (163,16 mg EAG/g) sont supérieures à celles des baies sèches

(62,13 mg EAG/g). Ce résultat corrobore le notre, par contre la quantité trouvée par **Marija et al., (2011)** dépasse ce que nous avons trouvé.

De même, les résultats trouvés dans les travaux de **Kozłowska et al., (2005)** ont montré que la teneur en phénols des feuilles et des baies de *Juniperus communis* récoltés au mois de septembre en Pologne varie de 0,5 à 1mg EAG/g pour les feuilles fraîches et de 0,3 à 0,6 mg EAG/g pour les baies fraîches, en comparant ces résultats avec les nôtres nous pouvons noter deux points :

- Les teneurs des feuilles sont plus élevées que celles des baies et ceci concorde avec nos résultats : les feuilles sont le siège principal de la synthèse de ces métabolites (**Brzowska et Hanower, 1976 ; Del Rio et al., 2003**).

- Les teneurs trouvés par ces auteurs sont légèrement inférieurs aux nôtres.

La différence trouvée dans les deux travaux peut être expliquée par la nature du solvant d'extraction utilisé et la région ainsi que la période d'échantillonnage.

La nature des composés extraits est influencée par les conditions de l'extraction, à savoir le type du solvant, la taille des particules, l'état du matériel végétal et les conditions thermiques de l'extraction (**Mukhopadhyay et al., 2005 ; Nacz et Shahidi, 2006 ; Lim et Murtijaya, 2007**). Le temps de macération et le volume du solvant sont aussi des paramètres qui affectant l'extraction (**Eloff, 1998; Hayouni et al., 2007**).

En passant en revue la littérature disponible sur le genévrier commun, nous avons constaté des disparités énormes entre les différents auteurs dans les teneurs en composés phénoliques, par exemple **Dudonne et al., (2009)** ont estimé la teneur en polyphénols à 6,86 mg EAG/g. De leur côté **Marija et al., (2011)** ont évalué la teneur des feuilles de genévrier commun à 163,66mg EAG/g. Ceci peut être lié aux conditions climatiques (la température, exposition solaire, sécheresse, salinité,...etc.) qui stimulent la biosynthèse des métabolites secondaires tels que les polyphénols (**Falleh et al., 2008**).

En effet, la teneur en composés phénoliques 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) (**Falleh et al., 2008 ; Podsedek, 2007**).

IV.2.1.2 Dosage des flavonoïdes

Le dosage des flavonoïdes a été réalisé par la méthode colorimétrique de chlorure d'Aluminium décrite par **Chang et al., (2002)**, la quercétrine considérée comme contrôle positif a permis de réaliser une courbe d'étalonnage (**Annexe III**), d'où on a calculé la teneur en flavonoïdes des différentes parties de *Juniperus communis* (feuillage et baies) qui est exprimé en g EQ/100g de matière végétal sèche ou fraîche.

Les résultats du dosage des flavonoïdes du genévrier commun sont présentés dans la (**figure13**).

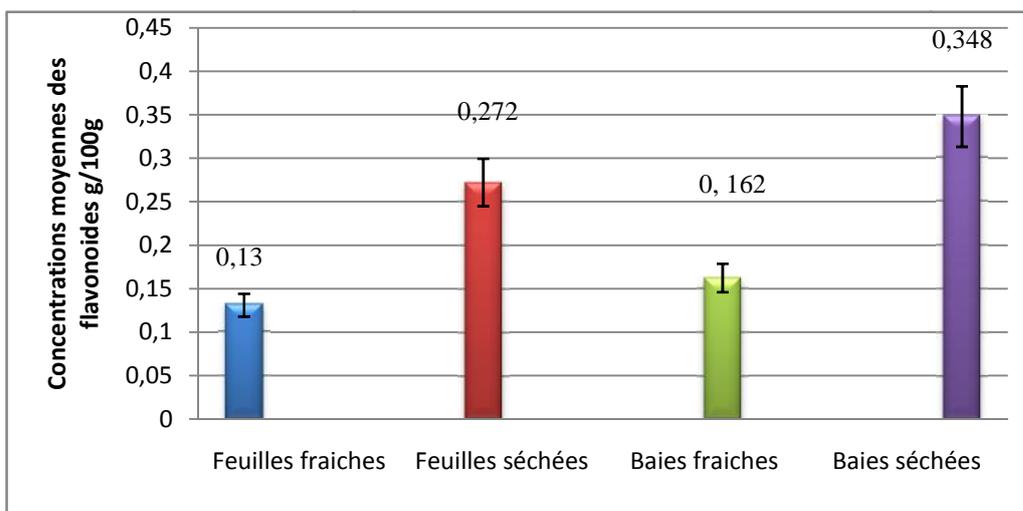


Figure 13 : Variation des concentrations des flavonoïdes en fonction des parties des échantillons du *Juniperus communis*.

Nos résultats indiquent que la matière sèche est plus riche en flavonoïdes que la matière fraîche quelque soit la partie de la plante étudiée. Ce résultat confirme celui des phénols totaux.

Nous constatons aussi que les baies contiennent plus de flavonoïdes (0,348 g EQ/ 100g MV) que le feuillage (0,272 g EQ/ 100g MV) aussi bien dans l'état sec qu'à l'état frais

Les extraits éthanoliques des feuilles et des baies fraîches présentent des concentrations assez faibles (0,131 g EQ/ 100g MV ; 0,162 g EQ/ 100g MV) respectivement.

Nos résultats sont quantitativement inférieurs à ceux rapportés par **Marija et al., (2011)** qui ont trouvés 14,66 mg EC/g MV et 8,06 mg EC/g MV dans les feuilles et baies respectivement.

Cela s'expliquerait par la différence du standard utilisée pour le dosage des flavonoïdes, le solvant d'extraction et la région d'étude.

De leur côté, **Ait amraoui et Oudia, (2012)**, ont estimé des teneurs en flavonoïdes à 2,95g/100g, cette valeur est légèrement supérieur à la notre.

IV.2.1.3 Dosage des tanins

Les concentrations en tanins des extraits des feuilles et baies fraîches et séchées sont illustrées dans la (**Figure 14**).

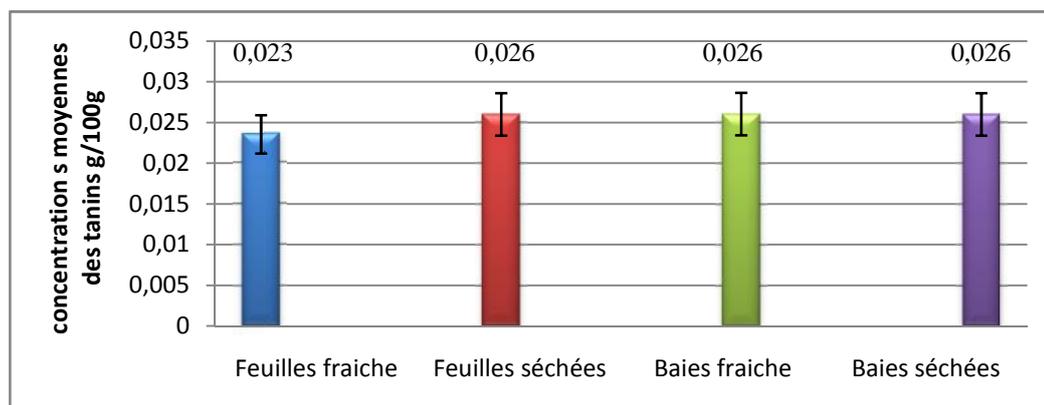


Figure 14 : Variation des concentrations des tannins en fonction des parties des échantillons du *Juniperus communis*.

D'après nos résultats on constate que la concentration des tanins au niveau du feuillage et des baies fraîches et séchées est similaire, elle ne présente pas différence elle est varie entre 0,023 et 0,026. On peut déduire que le séchage n'influer pas sur la teneur en tanins, ceci nous parait logique car les tanins sont des polymères de poids moléculaire élevé.

Nos résultats concordent avec ceux de **Bounif et Dahmani, (2011)** qui ont trouvés des teneurs en tanin de *Juniperrus communis* de la même région d'étude proches des nôtres (0,036 g EQ/100g).

IV.3 Résultats de l'activité antioxydante

IV.3.1 Résultats du pouvoir réducteur

Le pouvoir réducteur mesure la capacité qu'a un antioxydant à donner un électron (**Balasendran et al., 2005**). Il peut servir comme indicateur du potentiel de l'activité antioxydante (**Elmastas, 2006 ; Yi et al., 2008**). La réduction de l'ion ferrique (Fe^{3+}) en ion ferreux (Fe^{2+}) est mesurée par l'intensité de la solution bleue vert qui en résulte. Celle-ci absorbe à une longueur d'onde de 700nm.

Une augmentation de l'absorbance est indicatrice d'un pouvoir réducteur élevé (Balasendran *et al.*, 2005).

Nos résultats sont exprimés en g équivalent acide ascorbique par 100g de matière fraîche ou sèche, la courbe d'étalonnage est établie avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0,9309$ (Annexe III).

Dans notre travail, nous avons testé l'activité réductrice des différents extraits éthanoliques des feuillages frais et secs ainsi que des baies fraîches et sèches par la méthode au ferricyanure de potassium ($K_3 Fe(CN)_6$).

Les valeurs obtenues sont indiquées dans la (figure 15).

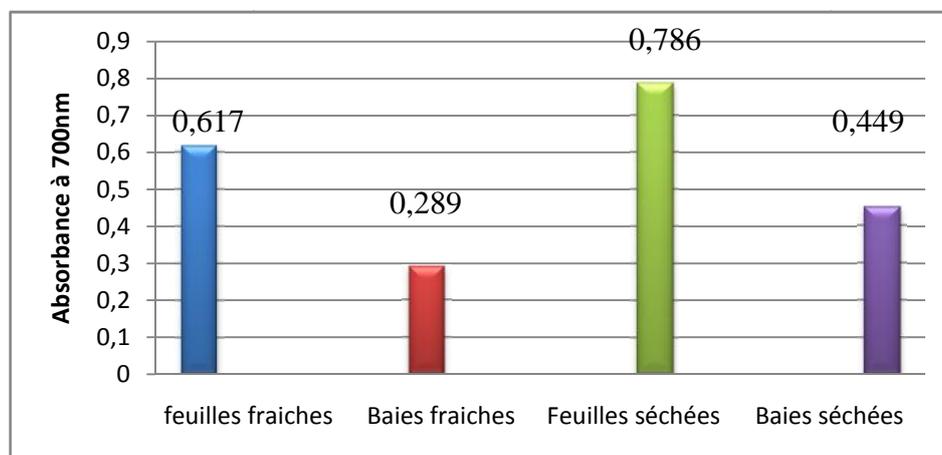


Figure 15 : Evaluation du pouvoir réducteur des feuillages et des baies du *Juniperus communis*.

Les résultats montrent que les extraits du feuillage sec exercent une meilleure activité réductrice avec une moyenne d'absorbance de 0,786, suivi des feuillages frais avec une valeur de 0,617.

Les baies présentent un pouvoir réducteur moins élevé par rapport aux feuillages, il est de l'ordre de 0,449 pour les baies sèches et de 0,289 pour les baies fraîches.

De ces résultats, nous remarquons que les extraits éthanoliques de la matière sèche ont une activité réductrice plus importante que les extraits éthanoliques de la matière fraîche.

Les travaux de **Dudonne *et al.*, (2009)** sur l'activité réductrice par la méthode du FRAP, montrent que la capacité de réduction du fer des extraits aqueux des fruits sec (0,24) est moins importante par rapport à nos résultats. Cette différence est probablement expliquée par la nature du solvant d'extraction et la méthode de dosage.

IV.3.2 Activité scavenger du radical DPPH

En général, les antioxydants réagissent avec le radical libre 1,1 diphenyl-2-picrylhydrazyl qui est coloré en violet. Ce dernier se transforme en 1,1 diphenyl-2-picrylhydrazine qui se colore en jaune. Le degré de décoloration indique la capacité de l'extrait à réduire le radical DPPH **Almela et al., 2006 ; Chun et al., (2005)**. Les résultats de l'activité antioxydante, avec le test DPPH pour les extraits éthanoliques des feuillages et des baies frais et séché sont présentés dans le **tableau VI**.

Tableau VI : Pourcentage d'inhibition des extraits éthanoliques des feuilles et des baies fraîches et séchées.

Échantillons	Feuilles fraîches	Baies fraîches	Feuilles séchées	Baies séchées
Pourcentage d'inhibition (%)	63,48%	72,56%	76,33%	53,44%

Dans notre étude, l'effet scavenger du radical DPPH le plus faible, est obtenu avec l'extrait éthanolique des baies séchées (53,44%) et des feuillages frais (63,48%). Par contre l'effet scavenger le plus fort est obtenu dans le cas des feuillages séchées (76,33%) et des baies fraîches (72,56%).

Les résultats obtenus par **Emami et al., (2007)** sur l'activité antioxydante des extraits méthanoliques de la matière sèche des feuilles mâles, femelles et des baies de *Juniperus communis* par la méthode de FTC et TBA sont plus importants par rapport aux nôtres, leur activité varie de 85 à 97%. La différence peut être expliquée par le fait que les auteurs ont utilisé des méthodes différentes pour l'évaluation de l'activité antioxydante.

IV.4 Résultats du rendement en huiles essentielles de *Juniperus communis*

Le rendement en huiles essentielles de notre plante (*Juniperus communis*), est exprimé en pourcentage massique (g/100g) par rapport à la matière fraîche et sèche. Le rendement en huile essentielle, extraite par la méthode d'hydrodistillation, est présenté dans le **tableau VII**.

Tableau VII : Rendement des huiles essentielles de feuillage et des baies du *Juniperus communis*.

Echantillon	Rendement %
Feuilles fraîches	0,10
Baies fraîches	0,55
Feuilles séchés	0,06
Baies séchées	0,02

D'après le tableau on constate, que le rendement en huile essentielle des baies fraîches (0,55%) et des feuilles fraîches, est supérieur à celui obtenu pour la matière séchée des baies (0,02%) et des feuilles (0,06%).

Le rendement en huile essentielle, obtenu dans la présente étude est similaire à celui trouvé par **Adams, (2011)** pour la même espèce à l'état frais (0,55%) et nos résultats à l'état séché sont inférieurs (0,48%).

La méthode d'extraction, l'espèce végétale, la durée d'extraction, la granulométrie de la matière et l'état de la matière végétale peuvent influencer le rendement en huile essentielle (**Mata et al., 2007**). Le rendement et la composition en huile essentielle, obtenus par hydrodistillation, peuvent être influencés par la quantité en eau, mise dans le ballon de distillation (**Williams et Lusunzi, 1994**).

Afin d'obtenir des résultats uniformes en huiles essentielles, la matière végétale doit être séchée, de manière à éliminer l'eau, sans perdre l'huile. Pour cela on peut utiliser deux méthodes : la première, est le séchage à l'air et au soleil et la seconde méthode consiste, à mettre la matière végétale dans une étuve, à des températures de 38°C à 40°C pendant 60 à 85 heures, jusqu'à stabilisation du poids (**Williams et Lusunzi, 1994**).

Conclusion

Les plantes médicinales représentent une source inépuisable de substances et de composés naturels bioactifs. L'étude des propriétés antioxydantes des composés phénoliques a concerné la plante de *Juniperus communis* récoltée dans la région de Djurdjura.

Les résultats des différentes analyses, effectuées sur les feuilles et les baies fraîches et séchées de *Juniperus communis* indiquent qu'elles contiennent des substances actives à différentes teneurs, comme les polyphénols, les flavonoïdes et des huiles essentielles.

Les résultats des teneurs des extraits en phénols totaux ont montré que les feuilles et les baies fraîches sont plus riches ($4,371 \pm 1,432$ et $2,132 \pm 0,396$) g/100g tandis que les feuilles et les baies séchées sont pauvres ($1,628 \pm 0,114$ et $1,506 \pm 0,080$) g/100g.

Concernant les teneurs des extraits en flavonoïdes les résultats ont montré que les feuilles et les baies séchées sont plus riches (0,272 et 0,348) g/100g. Le contraire étant observé pour les extraits des feuilles et des baies fraîches ($0,131 \pm 0,162$) g/100g en ce qui concerne les tanins les résultats de leurs teneurs sont les plus faibles que ce soit pour l'état frais ou séché, elles varient entre 0,023 et 0,026.

L'évaluation de l'activité antioxydante des extraits est réalisée par deux méthodes complémentaires, à savoir le pouvoir réducteur et le piégeage de radical DPPH. Les extraits éthanoliques des feuilles fraîches et séchées exercent les meilleurs pouvoirs réducteurs, avec des absorbances de ($0,617 \pm 0,082$ et $0,786 \pm 0,082$) respectivement. Les résultats de l'activité antioxydante ont révélé une faible activité des extraits éthanoliques des baies fraîches et séchées ($0,449 \pm 0,039$ et $0,289 \pm 0,024$), en ce qui concerne l'activité scavenger du radical DPPH les résultats indiquent qu'il existe une différence entre les extraits éthanoliques des feuilles séchées et les baies fraîches qui présentent la meilleure inhibition (72,56% et 76,33%) au contraire des feuilles fraîches et des baies séchées (63,48% et 53,44%).

Les huiles essentielles extraites par la méthode d'hydrodistillation, à partir de la matière fraîche et séchée présentent un rendement de 0,10 et 0,55 pour les feuilles et les baies fraîches et de 0,06 et 0,02 pour les feuilles et les baies séchées. Ces résultats prouvent que la matière fraîche est la plus riche en huile essentielle.

Afin d'améliorer ce travail, il serait souhaitable de le compléter par :

D'autres activités antioxydantes tels que l'ABTS, FRAP,... etc.

Des activités antimicrobiennes (CMI, CMB).

Conclusion

Des activités anti-inflammatoires, anticancéreuses.

De caractériser les composés phénoliques par HPLC et les huiles essentielles par GC/MS.

De purifier les composés et de les tester.

A

Abdel-Hameed, E.S. (2009). Total phenolic contents and free radical scavenging activity of certain Egyptian *Ficus* species leaf samples. *Food Chem.* **114**:1271-1277.

Adams, R.P., Barrero, A.F., Lara, A. (1996). Comparisons of the leaf essential oils of *Juniperus phoenicea*, *J. phoenicea* subsp. *Eu-mediterranea*, Lebr & Thiv. and *J. phoenicea* var *turbinate* (Guss.) Parl. *Journal of Essent oil Res.* **8**:367-371.

Adams, R.P. (1998). The Leaf Essential Oil And Chemotaxonomy Of *Juniperus* Sect. *Juniperus*. *Biochemical systematics and Ecology.* **26**: 637-645.

Adams, R.P. (2011). Junipers of the world: The genus *Juniperus*. 3rd Edition, Trafford Publishing Co. ISBN: 978-1-4269-5382-8.

Ait amraoui, O., Oudia, S. (2012). Mémoire de fin d'étude : Etude de la composition en polyphénols, flavonoïdes, tanins et huiles essentielles du genre *Juniperus* en Kabylie.

Alibert, G., Ranjeva, R., Boudet, M.R. (1977). Organisation subcellulaire des voies synthèse des composés phénoliques. *Physiol.Veg.* **15** : 279-301.

Almela, L., Sanchez-Munoz, B., Fernandez-Lopez, J.A., Roca, M.J., Rabe, V. (2006). Liquid chromatographic-mass spectrometric analysis of phenolics and free radical scavenging activity of rosemary extract from different raw material. *Journal of Chromatography A* **1120** :221-229.

Anonyme ,(1997). **Pharmacopée Européenne.** 3^{ème} édition, Conseil de l'Europe. Sainte Ruffine : éd. Maisonneuve S.A, 1918 pages.

Arnason, T., Hebda, R.J., Johns, T.(1981). Use of plants for food and medicine by Native Peoples of eastern Canada. *Can. J. Bot.* **59** : 2189-2325.

Auger, R. J. (1982). *Flore du domaine atlantique du Sud-ouest de la France et des régions des plaines*, CNDP. P516.

B

- Balasundram, N., Ai, T.Y., Sambanthamurthi, R., Sundram, K., Samman, S.(2005).** Antioxydant properties of palm fruits extracts. *Asia Pac J Clin Nutr*; 4(4): 319-324.
- Bellakhder, J. (1997).** La pharmacopée marocain traditionnelle. Ed: Ibis press Paris, P 272.
- Belyagoubi, L.M. (2006).** Effet de quelques essences végétales sur la croissance des moisissures de détérioration de céréales .Thèse magistère. Université de Tlemcen.
- Bounif, S., Dahmani, K. (2011).** Contribution à l'étude de variabilité biochimique et morphologique du genre *Juniperus* en kabylie. Mémoire de fin d'études. Université de Bejaia.
- Bourgau Gravot, A., Milesi, S., Gontier, E. (2001).** Production of plant secondary metabolites: a historical perspective; *Plant Science* **161**, p: 839-851.
- Bouzouita, N., Kachouri, F., Ben Halima, M., Chaabouni, M.M. (2008).** Compositions chimique et activité antioxydante, antimicrobienne et insecticide de l'huile essentielle de *Juniperus*. *Journal de la société chimique de Tunisie*. **10** :119-125.
- Boyd, B., Ford, C., Koepek Michael, C., Gary, K., Horn, E., Mcanalley, S., Mcanalley, B. (2003).** études pilote ouverte de l'effes antioxydant d'Ambrotose AOTM sur des personnes an bonne santé. *GlycoScience & nutrition*.4(6),7P.
- Bravo, L. (1998).** Polyphenols: chemistry, dietary sources , métabolisme, and nutritional signifiante ; *nutrition reviews* ; **56**(11) : 317-333.
- Bruneton, J. (1999).** Phrmacognosie, Phytochimie. Plantes Médicinales. Technique et documentation. Edition: Lavoisier, vol : **3**. p: 286-274.
- Bruneton, J.(2009).** *Pharmacognosie : phytochimie, plantes médicinales*. 3^e Ed : Lavoisier ; Paris. P.1269.
- Brzozowska, J.and Hanower, P.(1976).** Sur les composés phénoliques des végétaux et leur rapport avec un déficit hydrique chez des contonniers. tome.XII.p :65-87.

C

- Carillon, E., (2000).** *La phytothérapie face à l'évolution médicale*. Ed: phyto.10-15.

Coa, G., Sofic, E., Priop, R. L. (1997). Antioxydant and prooxydant behavior of flavonoids : structure-activity relationships. *Free radical Biology & Medicine*, **22**:749-760.

Chang, C. C., Yang, M. H., Wen, H. M. and Chern, J. C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of Food and Drug Analysis*.**10**:178–182.

Chira, K., Suh, J.H., Saucier, C., and Teissédre, P. L. (2008). Les polyphénols du raisin. *Phytothérapie*. **6** : 75-82.

Chun, S. S., Vattem, D.A., Lin, Y.T., Shetty, K. (2005). Phenolic antioxidants from clonal oregano (*Origanum vulgare*) with antimicrobial activity against *Helicobacter pylori*. *Process Biochemistry* **40**:809-816.

Clevenger, J.F. (1928). Apparatus for volatile oil determination, description of new type, *American Perfumer & Essential Oil Review*, **23**:467-503.

D

Dawidar, A.M., Ezmirly, S.T., and Abdel–Mogib, M. (1991). Sesquiterpenes and diterpenes from *Juniperus Phoenicea* L *Pharmazie*.**46**:472-473.

Deore, S. L., Khadabadi, S. S., Baviskar, B.A., Khangenbam, R.A., Koli, U.S., Daga, N.P., Gadmail, P.A., and Jain, P.A. (2008). In vitro antioxidant activity and phenolic content of *Croton caudatum*. *International Journal of Chemistry Technology Research*,**1**(2): 174-176.

Del Rio, J.I., Bàidez, A.G., Botia, J.M. and Ortuno, A. (2003). Enhancement of phenolic compounds in olive plants (*Olea europaea* L.) and their influence on resistance against phytophthora sp. *Food Chemistry*,**83**:75-78.

Derwich, E., Benziane, Z., Boukir, A. (2010). Chemical composition of leaf essential oil of *Juniperus phoenicea* and evaluation of its antibacterial activity. *International journal of agriculture & biology*. Vol: 12, No. 2. p:199-204.

Djeridane, A., Yousfi, M., Nadjimi, B., Boutassouna, D., Stocher, P., Vidal, N.(2006). Antioxydant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry* . Vol: 97.pp: 654-660.

Dob, T., Dahmane, D., Chelghoum, C. (2008). Chemical Composition of the essential oil of *juniperus phoenicea L.* from Algeria. *Journal of essential oil.* **20** (1):15-20.

Dudonne, S., Vitrac, X., Coutiere, Ph., Woillez, M. and Merillon, J-M., (2009). Comparative Study of Antioxidant Properties and Total Phenolic Content of 30 Plant Extracts of Industrial Interest Using DPPH, ABTS, FRAP, SOD, and ORAC Assays. *J of Agricultural Food Chemistry.* **124** : 850–856.

Duke, J.A. (1993). Medicinal plants and the pharmaceutical industry. In *New Crops*. Edited by J. Janick and J.E. Simon. John Wiley and Sons, Inc., New York, NY. p:664-669.

F

Fouché, G.P., Marquet, A., Hambuckers, A. (2000). Les plantes médicinales : de la plante au médicament. Exposition temporaire de 19.09 au 30.09.2000.

E

Elmastas, M., Gülçin, I., Isildak, Ö., Küfreviöglu, Ö., Ibaoglu, K., Aboul-Enein, H.Y.(2006). Radical Scavenging activity and Antioxidant Capacity of Bay Leaf Extracts. *Journal of the Iranian Chemical Society*, Vol. 3, No.3, pp.258-266.

Eloff, J. N. (1998). Which extractant should be used for the screening and isolation of antimicrobial components from plants? *Journal of Ethnopharmacology.* 60, 1-8.

Emami, S. A., Asili, J., Mohagheghi, Z. and Hassanzadeh, M. K., (2007). Antioxidant Activity of Leaves and Fruits of Iranian Conifers. *J of eCAM.* **10**: 1 -7.

F

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

Fouché, G.P., Marquet, A., Hambuckers, A. (2000). Les plantes médicinales : de la plante au médicament. Exposition temporaire de 19.09 au 30.09.2000.

G

Ghidira, K. (2005). Les flavonoïdes: Structure, Propriétés Biologiques, Rôles Prophylactiques et E m ploie en Therapeutie. *Phytothérapie* . **4** : 162-169.

H

Hadi, M.,(2004).La quercitine et ses dérivés :molécules à caractères pro-oxydant ou capteurs de radicaux libres ;études et application thérapeutiques. Thèse Présentée en de vue de l'obtention du grade de Docteur en Sciences de l'Université Louis Pasteur domaine :Pharmacochimie.P :155.

Halimi, A. (2007). Plantes Médicinales ; Halimi Abel-Kader, P : 207.

.Hayouni, E. A., Abdrabba, M., Bouix, M., Hamdi, M. (2007). The effects of solvents and extraction method on the phenolic contents and biological activities in vitro of Tunisian *Quercus*. and *Juniperus*. Fruit extracts. *Food Chemistry*, **10**: 10-16.

Huguette, M. (2008). La route des épices, aromats, condiments et mélange d'épices. Ed : sang de la terre, Paris. P190.

I

Iseran, P. (2001). *Encyclopédie des plantes médicinales*. Ed: Larousse Bourdasse. Paris. P335.

K

Kaennel Dobbertin, M., Häne, K. (2006). Généreux genévrier. Un arbre de vie aux multiples visages. *La Forêt* **59**: 24-25.

Kara. (2007). Pharmacognosy and Pharmabiotechnologie; Ed 2: NEW AGE INTERNATIONAL PUBLISHERS; p : 1-30.

L

Lansing, M., Prescott, J., Harley, P., Klein, D.A. (2003). Microbiologie. 2eme Edition Française: De boeck. p1164.

Li, H., B., Wonga, C.C., Chenga, K.W., Chena, F.(2008). Antioxidant properties in vitro and total phenolic contents in methanol extracts from medicinal plants. *LWT*, **41**:385-390.

Lim, Y.Y., Murtijaya, J.(2007). Antioxidant properties of *Phyllanthus amarus* extracts as affected by different drying methods. *LWT-Food Science and Technology* .**40**: pp1664-1669.

Lugasi, A., Hovari, J., Sagi, K. V and Biro, L. (2003). The Role of Antioxydant of the Flavonoids Luteolin. *Mini-Reviews In Medicinal Chemistry*. **9**: 31-59.

M

Maataoui, B.S., Hmyene, A., Hilali, S. (2006). Activités anti-radicalaires d'extrait de jus de fruit de figuier de barbarie. *Lebanese science journal*, **7**(1) : 3-8

Maatooq, G.T., El-sharkawy, S.H., Afifi, M.S., Risazza, J.Pn. (1998). Flavonoid From Cupressaceae Plants. *Natural product Sciences*. **4**(2) : 9-14.

Macheix, J.J., Fleuriet, A., Jay. (2005). un exemple de métabolismes secondaires d'importance économique. In :Les Composés Phénoliques des Végétaux. Presse Polytechnique Rniversitaire Romandes.

Mata, A.T., Proença, C., Ferreira, A. R., Serralhheiro, M.L.M., Nogueira, J.M.F., Araujo, M.E.M.(2007). Antioxidant and antiacetylcholinesterase activities of five plants used as Portuguese food spices. *Food Chemistry*. **103**:778-786.

Maisuthisakul, P., Pasuk, S., and Ritthiruangdej, P. (2008). Relationship between antioxidant properties and chemical composition of some Thai plants. *J Food Composition and Analysis*. **21**: 229-240.

Mautrait, C., Raoult, R. (2009). La préparation : mode d'emploi (officine, sous-traitance et BP). 2eme édition. Porphyre France. P. 468.

Marija, M. Lesjak., Ivana, N. Beara., Dejan, Z., Orcic., Goran, T., Anackov., Kristina, J., Balog., Marina, M., Franciškovic., and Mimica-Dukic, N. M. (2011). Juniperus sibirica Burgsdorf. as a novel source of antioxidant and anti-inflammatory agents. *J Food Chemistry*.**124** : 850–856.

Mazur, M., Boratynska, K., Marcysiak, K., Gomez, D., Tomaszewski, D., Didukh, J., Boratynski, A. (2003). Morphological variability of *Juniperus phoenicea* (Cupressaceae) from three distant localities on Iberian peninsula. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*. **72**(1): 71-78.

Meyer-Warnod. (1984). Natural essential oils: extraction processes and applications to some major oils, *Perfumer & Flavorist*, **9** : 93-103.

Muchuweti, M., Ndhlala, A. R., Kasiamhuru, A. (2006). Analysis of phenolic compounds including tannins, gallotanins and flavonols of Upaca Kirkana fruit. *Food Chemistry*, **94** : 415-419.

Mukhopadhyay, S., Luthria, D. L., Robbins, R.J.(2005). Optimisation of extraction process for phenolic acid from black cohosh (*cimicifuga racemosa*) by pressurized liquid extraction . *Journal of the science of Food and Agriculture*, **86**:156-162.

N

Naczki, M., Shahidi, F.(2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: occurrence, extraction and analysis. Department of Human Nutrition, St. Francis Xavier University, Antigonish, **28**;41(5):1523-1542

Newall, C., Anderson, L., and Phillipson, J. (1996). Herbal medicine. A Guide for Health Care Professionals. London: The Pharmaceutical Press.

O

Oomah, B.D., Corbé, A., and Balasubramanian, P. (2010). Antioxidant and anti-inflammatory activities of bean hulls. *Journal of agricultural and food chemistry*. **58**, 8225-8230.

P

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

R

Rezzi, S., Cavaleiro, C., Salgueiro, L., Bighelli, A., Casanova, J., and Proença da Cuncha, A. (2001). Intraspecific Chemical Variability of The Leaf Essential Oil of *Juniperus. turbinata* from Corsica. *Biochemical systematics and Ecology*. **29**: 179-188.

Riberaux-Gayon. (1968). Les composés phénoliques des végétaux. Paris : Dunod.

Richter, G. (1993). les composés phénoliques métabolisme des végétaux, (physiologie et biochimie), Edition Dunod, 331-339.

Romani, A., Ieri, F., Turchetti, B., Mulinacci, N., Vincieri, F. F., Buzzini, P. (2006). Analysis of condensed and hydrolysable tannins from commercial plant extracts. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, **41**: 415-420.

Roquebert, M. F. (2002). Les contaminants biologiques des biens culturels. Edition Elsevier. Paris. p 419.

Rubanza, C.D. K., Shem, M. N., Otsyina, R., Bakengeza, S.S., Ichinahe, T., Fujihara, T. (2005). Polyphenolics and Tanins effects on in vitro digestibility of selected acacia species Leaves. *Animal feed Science and Technology*, P:129-142.

S

Senevirathne, M., Kim, S.H., Siriwardhana, N., Ha, J. H., Lee, K.W., and Jeon, Y.J. (2006). Antioxidant potential of *Ecklonia Cava* on reactive oxygen species scavenging, metal chelating, reducing power and lipid peroxidation inhibition. *Food science and Technology International*, **12**(1): 27-38.

Shon, M.Y., Kim, T. H., Sung, N.J. (2003). Antioxidants and free radical scavenging activity of *phellinus baumii* *phellinus* of Hymenochaetaceae extracts. *food Chemistry* **82** :593-597.

Solecki, R.S., Shanidar, R.S. (1975). A Neanderthal flower burial in northern Iraq. *Science* **190**: 880-881.

Small E., Dentsch, G. (2001). Nos jardins de pays froids. Ed : CNRC.Pp :90.

Références bibliographique

Smith, A. H., Zoetendal, E., et Mackie, R.I. (2005). Bacterial mechanisms to overcome inhibitory effects of dietary tannins. *Microbial Ecology*, **50**: 197-205.

Svoboda, K., Svoboda, T. (2000). Secretory structures of aromatic and medicinal plants; Ed: MICROSCOPIX PUBLICATIONS; p: 7-12.

T

Trabut, L. (1935). *Répertoire des noms indigènes des plantes spontanées, cultivées et utilisées dans le nord de l'Afrique*, Alger, La Typolitho et J. Carbonel.P 356

V

Van Bol, J.M. (2007). Jardin Des Plantes à Couleurs, éditeur responsable :secrétaire communal. p 68.

Vansant, G. (2004) Radicaux libre et antioxydants :principe de base.symposium « Antioxydants et alimentation ». Instituts Danone.

Vermerris, W., et Nicholson, R. (2006). Phenolic Compound Biochemistry. Ed: Springer. p154.

W

Wang, J., et Mazza, G. (2002).Effects of Anthocyanine and Other Phénolic Compounds on the Production of Tumor Nicrosis Factor in LPS/IFN- - Activated RAW 264.7 Macrophage. *J. Agric. food Chim.* -418950,4183.

Williams, L.R., Lusunzi, I.(1994). Essentiel oil from *Melalenca dissitiflora* : a potentiel source of high quatity tea tree oil . Industrial corps and productions .Vol: 2.pp:211-217.

Z

Zubia, M., Robledo, D. and Freile –Pelegrrin, Y. (2007). Antioxitant activities in tropical marine macroalgae from the Yucatan Peninsula , Mexico. *Journal of Applied Phycology* **19**: 449-458.

Références bibliographique

Glossaire

Antioxydant : un antioxydant est une molécule qui diminue ou empêche l'oxydation d'autres substances chimiques.

Antiseptique : Se dit d'un agent, d'un médicament propre à prévenir les infections.

Arthrites : (du grec arthron : articulation) est une inflammation aigue ou chronique des articulations dont l'origine est rhumatisme ou infectieuse. Elle ne désigne pas la pathologie répertoriée sous le nom d'arthrose, mais un signe clinique d'une des nombreuses maladies articulaires.

Cardiovasculaire : Se qui rapporte au cœur et aux vaisseaux.

Coliques : (du grec kôlon: gros intestin) c'est une violente douleur abdominal causée par la migration d'un calcul dans les voies biliaires, urinaires, ect

Cystites : inflammation des de la vessie.

Diabète :- Toute maladie se manifestant par une abondante d'élimination d'urine et une soif intense.

- Diabète sucré, ou diabète : trouble du métabolisme des glucides dû à une insuffisance de l'insuline pancréatique .

Dioïque : Dont les individus ne portent que des fleurs de même sexe.

Diurétique : qui augmente la sécrétion d'urine.

Goutte : Maladie métabolique se caractérisant par des poussées inflammatoires autour des articulations, en particulier au gros orteil.

Insuffisance rénale : Est une maladie grave qui entraîne une détérioration graduelle et irréversible de la capacité des reins à filtrer le sang et à excréter certains.

Mélange azéotropique : En chimie, la distillation azéotropique est un ensemble de techniques employées pour casser un azéotrope pour la distillation. En génie chimique, la distillation azéotropique consiste habituellement à ajouter un autre composant, pour produire un nouvel azéotrope hétérogène à basse température d'ébullition, comme l'exemple ci-dessous avec l'addition de benzène à un mélange d'eau et d'éthanol.

Monoïque : Se dit d'une espèce végétale dont les individus portent des fleurs mâles et des fleurs femelles.

Organogenèse : Formation et croissance des organes au sein d'un être vivant au cours de son développement.

Pharmacologie : c'est la science médicale et pharmaceutique qui s'occupe des médicaments et des autres substances actives sur l'organisme.

Phytothérapie : est le traitement des maladies par des plantes dites médicinales. Depuis la nuit des temps et à travers le monde les plantes sont utilisées à des fins thérapeutiques.

Rhumatisme : Affection douloureuse des articulations, des muscles ou d'autres tissus. Rhumatisme articulaire aigue, Rhumatisme inflammatoire et Rhumatisme déformant.

Toxique : (du grec toxikon : poison) se dit d'une substance nocive pour les organismes vivants.

Annexe I

Appareillage :

Les appareils utilisés lors des différentes manipulations sont :

- Agitateur (VELP scientifica),
- Spectrophotomètre (UNICO),
- Vortex (VELP scientifica),
- Bain-marré (BUNSEN),
- Etuve (MMM- groupe),
- Balance de précision (RADWAG),
- Tamiseur (RETSCH),
- Micropipette (de 200 μ l et 1000 μ l),
- Centrifugeuse (5000 tours/10 minutes),
- Papier aluminium,
- Pied à coulisse,
- Broyeur électrique.

Annexe II

Produits chimique :

- Acide ascorbique,
- Acide gallique,
- Acide chlorhydrique(HCL),
- Acide trichloracétique(TCA),
- Chlorure d'aluminium(ALCl₃),
- Chlorure de sodium(NaCl),
- Chlorure ferrique(FeCl₃),
- DPPH (2,2-diphenyl-1-picrilhydrazyl),
- Ethanol : (C₂H₆O) 96%,
- Ferricyanure de potassium [K₃Fe(CN)₆],
- Folin-Ciocalteu,
- Quercétine.

Annexe III

Courbes d'étalonnage :

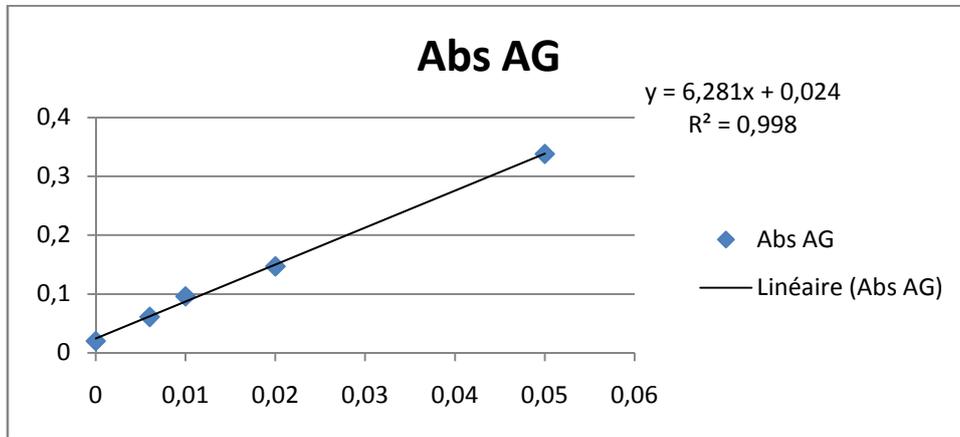


Figure1 : Courbe d'étalonnage des polyphénols (A. gallique).

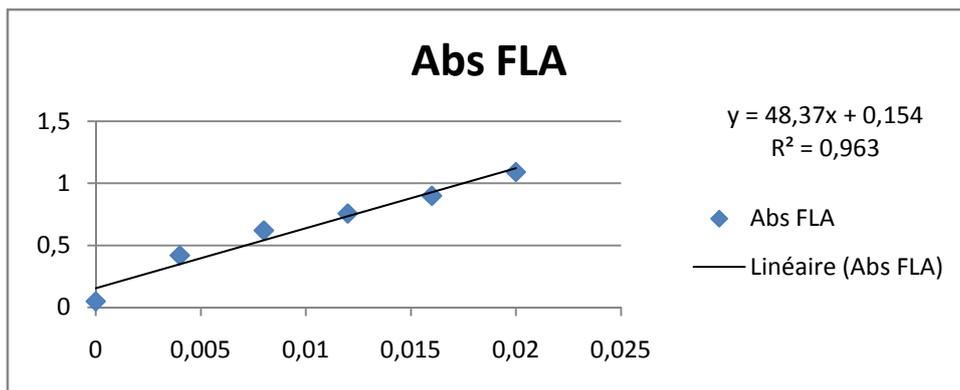


Figure2 : Courbe d'étalonnage des Flavonoïdes (Quercétine).

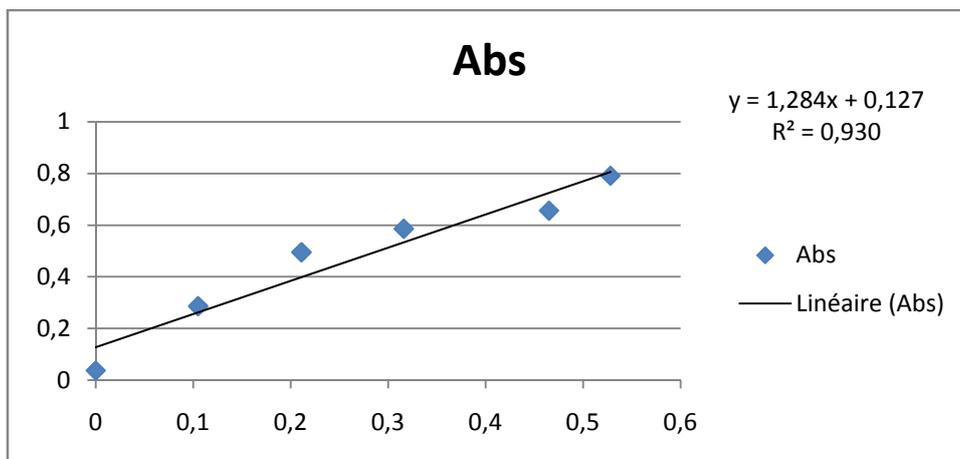


Figure3 : Courbe d'étalonnage de pouvoir réducteur (A. ascorbique)

Résumé

Le genévrier commun qui appartient à la famille des cupressacées est un arbre aromatique qui se rencontre en Algérie en Djurdjura. Notre étude comporte le dosage des polyphénols, flavonoïdes et tanins, ainsi que l'étude de leurs activités antioxydantes (pouvoir réducteur et le radical libre DPPH) des extraits éthanoliques obtenus par macération, et le rendement en huile essentielle obtenu par hydrodistillation du feuillage et des baies fraîches et séchées de *Juniperus communis*. Les dosages montrent que les feuilles et les baies fraîches sont riches en phénols totaux (4, 37 et 2,13g/100g), les feuilles et les baies séchées sont riches en flavonoïdes (0,27 et 0,34 g/100g) et le dosage en tanins est similaire entre les deux cas et varie de 0,023 à 0,026 g/100g. Les extraits éthanoliques de la plante étudiée, montrent que les feuilles fraîches et séchées ont une capacité importante de réduire les ions Fe^{3+} par rapport aux baies fraîches et séchées. Les feuilles séchées et les baies fraîches ont un pourcentage d'inhibition plus élevé en radical libre DPPH. Le rendement en huiles essentielles est plus important à l'état frais qu'à l'état sec.

Mots clés : *Juniperus communis* L, phénols totaux, flavonoïdes, tanins, activité antioxydante, huiles essentielles.

Abstract

The common juniper, which belongs to the family of cupressaceae, is year aromatic tree that is found in Algeria in Djurdjura. Our study comprises the proportioning of polyphenols, flavonoïds and tanins as well as the study of their antioxydant activities (reducing power and free radical DPPH) of the ethanolic extracts obtained by maceration, and the essential oil yield obtained by hydro-distillation of the foliage and the bays fraills and dried of *Juniperus communis*. Proportioning of the leaves and the bays frail rich in total phenols (4, 37 and 2,13g/100g), the dried leaves and bays show that are rich in flavonoïds (0, 27 and 0, 34 g/100g) and proportioning in tanins is similar between the two cases varies from 0,023 to 0,026 g/100g. The ethanolic extracts of the studied plant, show that the leaves fresh and dried have a capacity significant to reduce the Fe^{3+} ions compared to the bays fresh and dried. The dried sheets and the bays fraills have a higher percentage of inhibition in free radical DPPH. The essential oil yield is more significant in a fresh state than the dry state.

Key words: *Juniperus communis*, total phenols, flavonoïds, tanins, antioxydant activity, oil essential.