



Mémoire de Fin de Cycle

En vue de l'obtention d'un diplôme
de Master en Biologie

Option
Biochimie Appliquée

Thème

**Etude de la composition en polyphénols, flavonoïdes,
tanins et huiles essentielles du genre *Juniperus* en Kabylie**



Présenté par :

M^{elle} AIT AMRAOUI Ourda
M^{elle} OUDIA Silya

Devant le jury composé de :

Président: Mr HAMOUM M.
Examineur: Mr CHELLI A.
Examineur: Mr BEKDOUCHE F.
Promoteur: Mr BOUADAM .S

Remerciements



Notre profonde gratitude s'adresse tout d'abord à M^r Bouadam, S enseignant à l'université Targua ouzamour d'avoir accepté de nous encadrer, on tient à lui exprimer toute notre reconnaissance pour ses conseils, son humeur et son aide qui nous ont permis de préparer ce travail.

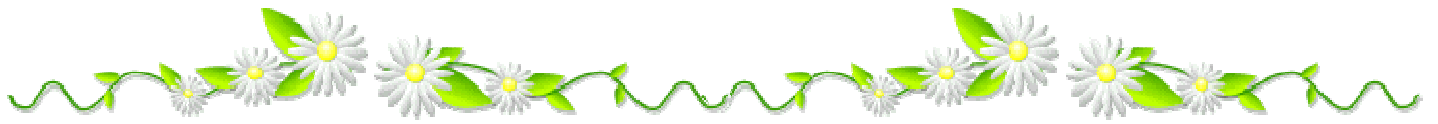
Nos chaleureux remerciements vont également à Mademoiselle Touati, N, pour sa collaboration, ses encouragements et son soutien.

Nos remerciements vont à tous les enseignants de la première année à la cinquième. On adresse également nos remerciements à M^r BEKDOUCHE F, M^r CHELLI A et M^r HAMOUM M., qui nous ont fait l'honneur d'examiner et de présider ce travail ; qu'ils nous soient permis de leurs exprimer toute notre gratitude.

On est heureuse de remercier tous nos camarades du laboratoire, pour leur efficace collaboration, on les remercie de leur amitié ainsi que tous nos collègues en Biochimie Appliquée.

Nos remerciements ne seront pas complets sans citer nos parents de nous avoir toujours soutenu et qui ont su nous faire confiance et nous soutenir en toutes circonstances au cours de ces cinq années.

Finalement, on remercie tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail :

A ma mère :

Sans son amour je ne serai pas arrivée à ce niveau.

A mon père :

Qui, j'espère, serait fier de moi.

A mes sœurs:

Dalila, Kahina, Nassima, Zaza, Sissa

Et mes frères :

Belhani, Yacine, Farid, et Amazigh

Qui je sais, seront toujours là pour moi.

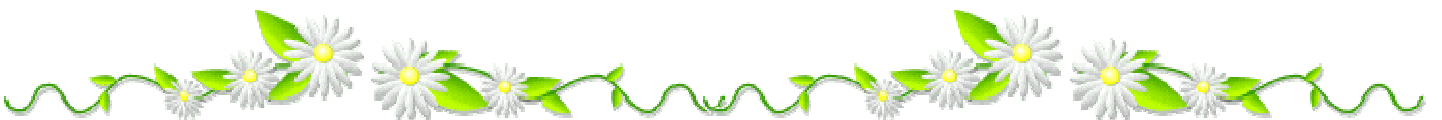
A mes adorables neveux : Amine , Adam. Et Rayenne

Et ma nièce : Leticia,

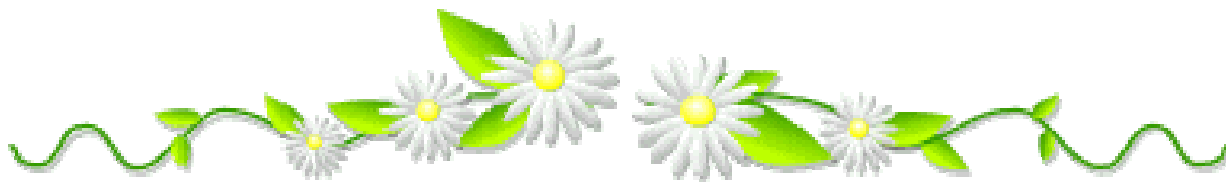
A toute ma famille et a tous mes collègues et amis. Surtout

DAOUD ET SAIDA et à toi Azzedine

OURDA



Dédicaces



Je dédie ce modeste travail :

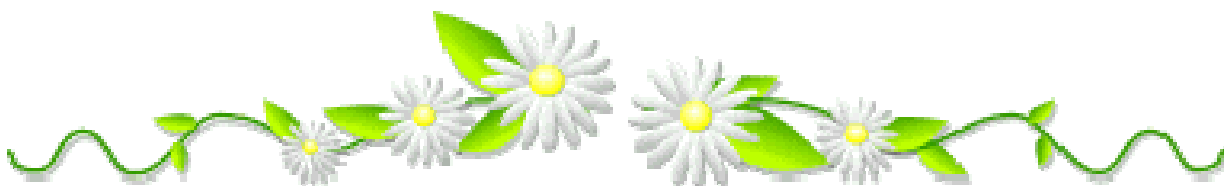
A mes chers parents que dieu protège, Qu'ils sachent que ce travail est en partie le fruit de leur soutien ; je leur suis très reconnaissante. Leur fierté à mon égard aujourd'hui pour moi est la meilleure des récompenses.

A mes sœurs, Sabrina, Kahina, Lamia et Anaïs.

A mon cher fiançais Fahim, mes beaux parents, mes belles sœurs et frères.

A toute ma famille et mes amis.

Silya



Liste des abréviations :

CPG: Chromatographie en phase gazeuse.

HPLC: High performance liquid chromatographie.

IPP: Isopentanyl perophosphate.

DMAPP: Diméthylalylperophosphate.

JO: Juniperus oxycedrus.

JC: Juniperus communis.

JP: Juniperus phoenicea.

Liste des figures

Figure N° 01 : Les fruits (baies) et feuilles de <i>Juniperus communis</i>	03.
Figure N° 02 : Les fruits (baies) et feuilles de <i>Juniperus phoenicea</i>	04.
Figure N°03 : Feuilles et fruits de <i>Juniperus oxycedrus</i>	05.
Figure N° 04 : Structures de quelques acides phénoliques	07.
Figure N°05 : Structure de quelques flavonoïdes	11.
Figure N°06 : Structure de base des flavonoïdes	11.
Figure N° 07 : Structures de base des principaux flavonoïdes.....	12.
Figure N°08: Structure chimique des tannins hydrolysables	13.
Figure N° 09 : Molécule d'isoprene	16.
Figure N° 10 : Structure chimique de quelques monoterpènes	17.
Figure N° 11 : Structure chimique de quelques composés sésquiterpeniques	17.
Figure N° 12 : Structure chimique de quelques composés sésquiterpeniques.	18.
Figure N°13: Image satellitaire des trois stations de la récolte à Bejaia.....	22.
Figure N°14: Image satellitaire des stations de la récolte à Djurdjura	23.
Figure N°15 : poudre fine de <i>Juniperus</i>	24.
Figure N°16 : Protocole d'extraction des polyphenols totaux	25.
Figure N° 17: Protocole de dosage des phenols totaux.....	26.
Figure N° 18: Protocole de dosage des flavonoïdes.....	27.
Figure N° 19: Protocole de dosage des tanins.....	28.
Figure N° 20 : Schéma de l'appareil utilisé pendant l'hydrodistillation.....	29.
Figure N° 21 : Teneur en polyphénols, flavonoïdes et tanins des trois espèces étudiées	30.

Figure N°22: Teneurs en polyphénols de <i>Juniperus communis</i>	31.
Figure N°23: Les teneurs en flavonoïdes de <i>Juniperus communis</i>	31.
Figure N°24: Les teneurs en tanins de <i>Juniperus communis</i>	32.
Figure N°25: Teneurs en polyphénols phénols totaux de <i>Juniperus oxycedrus</i>	33.
Figure N°26: Teneurs en flavonoïdes de <i>Juniperus oxycedrus</i>	34.
Figure N°27: Les teneurs en tanins de <i>Juniperus oxycedrus</i>	34.
Figure N°28 : Teneur en polyphénols totaux de <i>Juniperus phoenicea</i>	35.
Figure N°29 : Teneur en flavonoïdes de <i>Juniperus phoenicea</i>	36.
Figure N°30 : Teneur en tanins de <i>Juniperus phoenicea</i>	36.
Figure N°31 : Teneur en polyphénols totaux de différentes espèces étudiées.....	37.
Figure N°32 : Teneur en flavonoïdes des trois espèces	38.
Figure N°33 : Teneur en tanins de différentes espèces étudiées.....	38.
Figure N° 34: Teneur en huiles essentielles des trois espèces étudiées	41.

Liste des tableaux

Tableau I : Classification du genre <i>Juniperus</i>	05.
Tableau II: Principales classes de composés phénoliques.....	10.
Tableau III: Coordonnées et altitude des échantillons récoltés à Gouraya	21.
Tableau IV: Coordonnées et altitude des échantillons récoltés à Toudja.....	22.
Tableau V: Coordonnées et altitude des échantillons récoltés à Ibbarissen.....	22.
Tableau VI: Coordonnées et altitudes des échantillons récoltés à Djurdjura	23.
Tableau VII: Teneur en polyphénols, flavonoïdes et tanins des trois espèces	30.
Tableau VIII : Rendement d'extraction des huiles essentielles de <i>Juniperus communis</i>	39.
Tableau IX: Rendement d'extraction des huiles essentielles <i>Juniperus oxycedrus</i>	40.
Tableau X: Rendement d'extraction des huiles essentielles <i>Juniperus phoenicea</i>	40.
Tableau XI: Moyennes en huiles essentielles des trois espèces du Genevrier	41.

Sommaire

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction	01
--------------------	----

Chapitre I: Généralité sur le Genévrier

I. Genévrier	02
I.1. Présentation du genre <i>Juniperus</i>	02
I.2. Présentation des espèces	02
I.2.1. <i>Juniperus communis</i>	02
I.2.1.1. Description botanique	02
I.2.2. <i>Juniperus phoenicea</i>	03
I.2.3. <i>Juniperus oxycedrus</i>	04
I.3. Classification botanique	05
I.4. Reproduction	05
I.5. Composition biochimique de la plante	06
I.6. Effets et usage médical	06

Chapitre II: Généralité sur Les polyphénols

II. Diversités des composés phénoliques.....	07
II.1. Définition	07
II.1.1. structure chimique	07
II.1.2. biosynthèse	08
II.1.3. Classification	08
II.2. Les flavonoïdes	08
II.2.1. Définition	08
II.2.2. Structure chimique.....	11

II.2.3. Classification	12
II.2.4. Biosynthèse des flavonoïdes.....	12
II. 3. Tanins	11
II.3.1. Tanins hydrolysables.....	13
II.3.2. Tanins condensés.....	13

*Chapitre III:
Généralité sur les huiles essentielles*

III. les huiles essentielles	14
III.1. Définition	14
III.2. Répartition et localisation.....	14
III.3. Propriétés physico-chimiques	15
III.3.1. Propriétés physiques.....	15
III.3.2. Propriétés Chimiques	15
III .4. Biochimie des huiles essentielles	15
III.5. Composition chimique	16
III.5.1. Les terpènes.....	16
III.5.1. Les monoterpènes.....	16
III.5.1.2. Les sesquiterpènes.....	17
III.5.1.3. Biosynthese des terpenes.....	18
III.5.2. les composés aromatiques	18
III .6. Techniques d'extraction des huiles essentielles	19
III.6.1. Hydrodistillation.....	19
III.6.2. Entraînement à la vapeur.....	19
III.6.3. Extraction par solvant.....	19
III.6.4. Irradiation aux micro-ondes	19
III.7. Intérêt des huiles essentielles	20
III.7.1. Activité antiseptique.....	20
III.7.2. Activité antibiotique	20
III.7.3. Activité antibactérienne.....	20
III.7.4. Activité antifongique.....	20
III.7.5. Activité antioxydant	20
III.7.6. Activité eupeptique.....	20

Chapitre IV: Matériels et Méthodes

IV. Matériel	21
IV.1. Matériel végétal.....	21
IV.1 .1. Echantillonnage.....	21
IV.1.1.1. Récolte de Gouraya.....	21
IV.1.1.2. Récolte de Toudja	23
IV.1.1.3. Récolte d'Ibbarissen.....	23
IV.1.1.4. Récolte de Djurdjura	23
IV.2. Méthodes	24
IV.2.1. Le Séchage, Broyage et Tamisage	24
IV.2.2. Extraction des composés phénoliques totaux.....	24
IV.2.3. Dosage des phénols totaux	26
IV.2.4. Dosage des flavonoïdes.....	27
IV.2.5. Dosage des tannins.....	27
IV.2.6. Extraction des huiles essentielles	28

Chapitre V: Résultats et Discussion

V. Résultats	30
V.1. Résultats des analyses biochimiques en polyphénols, flavonoides et tanins	30
V.1.1. Variabilité intraspécifique	31
V.1.1. 1. <i>Juniperus communis</i>	31
V.1.1.1.1. Teneur en polyphenols totaux	31
V.1.1.1.2. Teneur en flavonoides	31
V.1.1.1.3. Teneur en tanins	32
V.1.1.2. <i>Juniperus oxycedrus</i>	32
V.1.1. 2.1. Teneur en polyphenols totaux	32
V.1.1.2.2. Teneur en flavonoides	32
V.1.1.2.3. Teneur en tanins	33
V.1.1. 3. <i>Juniperus phoenicea</i>	33
V.1.1.3.1. Teneur en polyphenols totaux	34

V.1.1.3.2. Teneur en flavonoïdes	35
V.1.1.3.3. Teneur en tanins	35
V.1.2. Variabilité interspécifique	37
V.1.2.1. Teneur en polyphénols totaux	37
V.1.2.2. Teneur en flavonoïdes	38
V.1.2.3. Teneur en tanins	38
V.2. Analyse du rendement en huiles essentielles	39
V.2.1. Variabilité intraspécifique	39
V.2.1.1. <i>Juniperus communis</i>	39
V.2.1.2. <i>Juniperus oxycedrus</i>	39
V.2.1.3. <i>Juniperus Phoenicea</i>	40
V.2.2. Comparaison interspécifique	41
Conclusion	42
<i>Références bibliographique</i>	43

Annexes

Depuis la nuit des temps, les humains apprécient les vertus apaisantes et analgésiques des plantes. A travers les siècles, les traditions humaines ont su développer la connaissance et l'utilisation des plantes médicinales (**Iserin, 2001**).

Selon l'OMS, d'après des statistiques en 2008, plus de 80% de la population mondiale se retourne à la médecine traditionnelle pour leurs premiers soins (**Pierangeli et al, 2009**).

Les substances naturelles issues des végétaux ont des intérêts multiples mis à profit dans l'industrie. Parmi ces composés, on retrouve dans une grande mesure les métabolites secondaires qui se sont surtout illustrés en phytothérapie. La Pharmacie utilise encore une forte proportion de médicaments d'origine végétale, pour la recherche des molécules bioactives nouvelles, ou comme matières premières pour la semi synthèse (**Bahorun, 1997**).

Aujourd'hui, les traitements à base de plantes reviennent au premier plan, car l'efficacité des médicaments décroît, les bactéries et les virus se sont de plus en plus adaptés et résistent aux médicaments (**Cavaleiro et al, 2006**) et les produits de synthèse ne sont pas exempts des effets indésirables et d'un coût écologique dévastateur.

Les plantes se caractérisent par deux types de métabolites: le métabolisme primaire fournit les constituants de base en quantité élevée (les sucres, les lipides et les protéines) et le métabolisme secondaire qui est à l'origine de plusieurs milliers de substances (les composés phénoliques, les huiles essentielles et les alcaloïdes) (**Haddouche et Benmansour, 2008**).

Notre travail vise à renforcer la connaissance biochimique des extraits de Genévrier, une plante locale utilisée en médecine traditionnelle dans le traitement de plusieurs pathologies, à partir d'un échantillonnage représentant différentes régions de la Kabylie.

La première partie est une revue bibliographique dans laquelle nous allons aborder la description botanique du genre *Juniperus* dans un premier chapitre, dans un deuxième chapitre nous présenterons les généralités sur les composés phénoliques et le troisième chapitre sera consacré aux huiles essentielles.

La deuxième partie sera réservée à l'étude expérimentale, où nous exposerons les protocoles d'extraction et de dosage ainsi que la présentation et la discussion des résultats obtenus.

I. Généralité sur Genévrier

I.1. Présentation du genre *Juniperus*

C'est un conifère originaire de l'hémisphère Nord, de la famille des Cupressacées (Adams, 2004), qui produit des graines dans des fruits qualifiés de baies, rouges ou mauves. Ces derniers sont en réalité des cônes, de structure similaire aux cônes du pin. Leurs feuilles sont généralement en aiguilles sur les jeunes plantes et en écailles sur les plantes adultes. Il existe une soixantaine d'espèces de genévriers dont la taille varie entre **15 cm et 30 m** comme *J. communis*, *J. virginiana*, *J. chinensis*, *J. phoenicea*, *J. sabina* et *J. oxydrus* (Annie, 2008). Le genévrier est utilisé comme plante ornementale. Ses baies, à la saveur très âpre, servent à la fabrication du gin. On utilise également son bois pour la fabrication de crayons. Enfin, par distillation, on obtient de l'huile de cade, une sorte de goudron utilisé en dermatologie (Turgeon, 2001).

Le genévrier affectionne les emplacements secs et ensoleillés, c'est l'un des arbustes caractéristiques du maquis. Il pousse lentement, ses baies ne mûrissent qu'après deux ans et mettent un à deux ans pour germer. Elles servent à fabriquer une eau-de-vie, le genièvre (Kasperek et Suhel, 2008).

I.2. Présentation des espèces

I.2.1. *Juniperus communis*

Assez répandu, il est réparti sur tous les continents dans les régions tempérées et les reliefs méditerranéens, il est représenté par plusieurs variétés qui vont de l'arbuste rampant de 30 cm de haut à l'arbre de 10 m. Il sert d'ornement dans les petits jardins, mais il est également utilisé dans l'alimentation pour parfumer les liqueurs. Il a même été utilisé en médecine. (Michèle et Koni, 2006).

I.2.1.1. Description botanique

Arbuste conifère à feuilles verticillées et effilées, à fleurs mâles jaunes et à fleurs femelles bleues groupées en chatons, et cônes fructifères sphériques de couleur bleu-noir (figure 01). Son nom latin est *Juniperus communis*, dont l'étymologie est incertaine, peut-être du latin *junior*, « jeune », et *parere*, « enfanter » en référence à ses vertus emménagogues, ou du celte *gen*, « buisson », et *purs* « âcre » (Wolfgang, 2008).

- **Feuillage:**

Persistant en forme d'aiguilles piquantes verticillées insérées par 3. Caractérisées par une bande pâle stomatifère sur la face supérieure. Chez le genévrier nain, les feuilles sont

recourbées contre les pousses masquant les rameaux. Chez le genévrier sabine, les feuilles sont en écailles, étroitement appliquées contre les rameaux. (Von Bol, 2007).

- **Espérance de vie:** 800 à 1000, exceptionnellement 2000 ans.
- **Hauteur:** de 30 cm à 15 m
- **Port:** souvent pyramidal. À l'étage subalpin, port tortueux, très ramifié, avec une hauteur de 1 à 5 m (Bezenger et al, 1990).



Figure N° 01 : Les fruits (baies) et feuilles de *Juniperus communis* (Iserin, 2001).

I.2 .2. *Juniperus phoenicea*

Arbre ou arbuste pouvant atteindre de 2 à 6 mètres de hauteur, (Mazari et al, 2010), dont les feuilles sont réduites en écailles, possédant des fruits plus petits et moins foncés, (figure 02), courant dans les collines et les terrains rocheux de la région méditerranéenne (Larousse agricole, 2002)

Juniperus phoeniceae est un arbuste dioïque persistant des climats chauds, à port dressé plutôt conique par ses fruits, comporte des sujets qui pourraient dépasser les 2000 ans. Aussi appelé *zimba* (en chaoui) ou *araar* en kabyle, cet arbuste constitue, au côté du cèdre de l'Atlas, la principale couverture végétale dans les montagnes des Aurès (Algérie), notamment dans le sud de ce massif (Rameau et al, 2008). Floraison en fin d'hiver ou au printemps (février à avril) à l'aisselle des feuilles, des petites fleurs femelles globulaires. Fruits en galbules charnues de 8 à 10 mm vert brillant virant au jaune-brun puis marron-rouge à maturité (figure 02) (Bayer et al, 2005 et Couplan, 2008).



Figure N° 02 : Les fruits (baies) et feuilles de *Juniperus phoenicea*.

I.2.3. *Juniperus oxycedrus*

Egalement appelé cade, est un petit arbre ou un arbrisseau dioïque, fréquent en région côtière méditerranéenne (du Maroc à l'Iran), pouvant atteindre 9 mètres(**figure 03**), il est l'une des plantes caractéristiques des garrigues et des maquis. Les cônes, comestibles frais, sont rouge brin à maturité (**Varlet, 2008**). Écorce grise ou rougeâtre, plutôt rugueuse. Feuillage persistant se présentant sous forme d'aiguilles, fines et piquantes, sont disposées en verticilles de 3 sur 6 rangs (**figure 03**).

Le genévrier cade, est le plus courant des genévriers méditerranéens. Il apprécie les lieux arides, rocailleux, sur calcaire ou sur sols acides, où il est fréquemment associé au chêne vert et au chêne kermès, (**Larousse Agricole, 2002**).

L'huile de cade, utilisée autrefois pour ses vertus cicatrisantes, antiseptique et désinfectantes par des phénols et des carbures terpéniques. Elle est fréquemment associée à divers produits tels que les shampooings. Elle constitue un traitement local d'appoint du psoriasis et des dermites séborrhéiques (**Bezanger, 1990**).



Figure N°03 : Feuilles et fruits de *Juniperus oxycedrus*.

I.3. Classification botanique

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

Tableau I : Classification du genre *Juniperus* (Small et al, 2001).

Règne	Plantae		
Embranchement	Spermaphytes		
S /embranchement	Gymnospermes		
Classe	Coniféroopsides		
Famille	Cupressaceae		
Genre	<i>Juniperus</i>		
Espèce	<i>communis</i>	<i>phoenicea</i>	<i>oxycedrus</i>

I.4. Reproduction

Ce sont des espèces dioïque (pieds mâles _ pieds femelles). Les fleurs mâles, petits cônes jaunes de quelques millimètres de longueur, à l'extrémité des rameaux, et les cônes femelles, formés d'écailles portant à leur base les ovules. Chez le genévrier sabin, fleurs mâles et femelles sont présentes sur le même individu. Les «baies» de genièvre sont en fait des cônes appelés galbules, comportant des écailles plus ou moins complètement soudées entre elles, qui mûrissent en deux ou trois ans et se couvrent alors d'une couche cireuse, la pruine (Van Bol ,2007).

I.5. Composition biochimique de la plante

Genévrier est une source importante de métabolites secondaires, son étude phytochimique a montré la présence plus de 60 composants, dont le myrcène, le sabinène, des α pinènes et β pinènes et du cinéol, tanins, diterpènes, sucres, résine, amer (junipérine) (Halimi, 2007).

I.6. Effets et usage médical

Tonique et diurétique, le genévrier est un puissant antiseptique des voies urinaires. Remède efficace contre les cystites, mais ne doit pas être employé en cas d'insuffisance rénale. Le genévrier fortifie le système digestif, soulage les coliques et stimule l'activité de l'estomac. 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. Enfin, le genévrier stimule le flux menstruel (Iserin, 2001). En Algérie elle est connue pour ses propriétés anti-diarrhéiques (Dob et Dahmane, 2008).

II. Diversité des composés phénoliques

Les composés phénoliques des végétaux constituent un groupe d'une extrême diversité. Des milliers de molécules ont été identifiées à ce jour (**Pascale et Véronique, 2006**).

II.1. Définition

Le terme « phénol » regroupe un ensemble de molécules hydroxylées substituées, Qui sont des métabolites secondaires produites par les plantes.

Ils sont caractérisés, comme le nom l'indique, par la présence de plusieurs groupements phénoliques associés en structures plus ou moins complexes généralement de haut poids moléculaire (figure 04) (**Olivier et Duval, 2006**).

II.1.1. Structure chimique

Une des originalités majeures des végétaux réside dans leur capacité à produire des substances naturelles très diversifiées. En effet, à côté des métabolites primaires (glucides, protéines, lipides, acides nucléiques), ils accumulent fréquemment des métabolites dits «secondaires » qui représentent une source importante de molécules utilisables par l'homme dans des domaines aussi différents que la pharmacologie ou l'agroalimentaire (**Macheix et al, 2005**).

Acides phénoliques

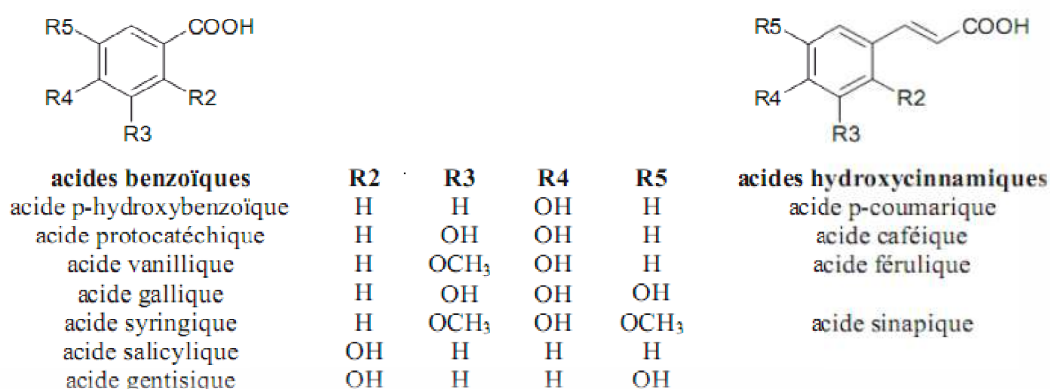


Figure N° 04 : Structures de quelques acides phénoliques (**Chira et al, 2008**).

II.1.2. Biosynthèse

Les composés phénoliques dérivent de deux voies métaboliques, la voie polyacétate et la voie de l'acide shikimique, cette dernière est la plus utilisée par les végétaux.

- **Voie shikimate**

Conduit des oses aux amino-acides aromatique (phénylalanine et tyrosine) puis, par désamination de ces derniers, aux acides cinnamiques et à leurs très nombreux dérivés : acides benzoïques, acétophénonnes, lignanes et lignines, coumarines...etc.

- **Voie d'acétate**

Conduit à des poly- β -cétoesters de longueur variable (les polyacétates) qui engendrent, par cyclisation (réaction de condensation aldolique), des composées souvent polycycliques: chromones, isocoumarines, xanthonnes, quinones...etc.

Beaucoup d'autres composés ont une origine mixte, chacune des deux voie synthétise une partie, cela aboutit à l'élaboration des structures mixtes telles que les flavonoïdes, stilbène, pyrones, xanthonnes...ect (**Bruneton, 2009**).

II.1.3. Classification

Selon les critères utilisés, La classification des composés phénoliques diffère d'un auteur à un autre :

Delaveau (1988) a classé les composés phénoliques selon leur structure chimique en Quatre classes, des plus simples aux plus complexes :

- Acides phénoliques ;
- Les flavonoïdes ;
- Anthocyanes ;
- Les tannins

Richter (1998) subdivise les composés phénoliques selon leur squelette de base en cinq Classes importantes :

- Les acides phénolcarboxyliques : structure en C_6C_3 unique ou répétée ;
- Les phénols simples : structure en C_6C_2 , C_6C_1 ou C_6 à la suite de la dégradation de la chaîne latérale ;
- Autre phénols substitués y compris les polyprénylquinones et les anthraquinones : structure en C_6C_2 , C_6C_1 ou C_6 ; des unités isoprènes complètent la structure de base ;
- Les flavonoïdes : structure en $C_6C_3C_6$, chaînes latérales rallongées par des unités additionnelles en C_2 .

- Les stilbènes : structure en $C_6C_2C_6$, un carbone de la chaîne latérale est associé au second cycle en C_6 .

Perret (2001), considère que la nomenclature des composés phénoliques est basée sur la Distinction entre les composés non flavonoïdes et les flavonoïdes :

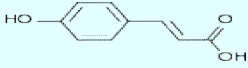
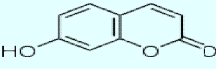
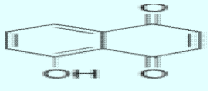
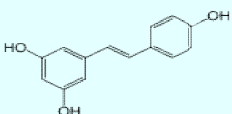
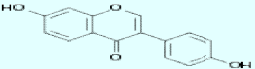
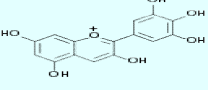
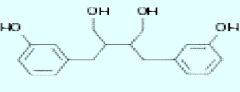
- Les composés non flavonoïdes :
 - ❖ Les acides phénoliques ;
 - ❖ Les stilbènes.
- Les flavonoïdes :
 - ❖ Les flavonols ;
 - ❖ Les anthocyanes
 - ❖ Les tannins condensés (flavan-3-ols).

Cai *et al*, (2006) classe les polyphénols en sept classes qui sont :

- ❖ Les acides phénoliques ;
- ❖ Les flavonoïdes ;
- ❖ Les tannins ;
- ❖ Les coumarines ;
- ❖ Les lignines ;
- ❖ Les quinones ;
- ❖ Les stilbène.

Le tableau II représente les principales classes des composés phénoliques en se basant sur la structure carbonée de base.

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

Squelette carboné	Classe	Exemple	Formule	Origine
C6-C3	Acides hydroxycinnamiques	acide p-coumarique		Tomates, ail
	Coumarines	Ombelliférone		Carottes, coriandre
C6-C4	Naphtoquinones	Juglone		Noix
C6-C2-C6	Stilbénoïdes	trans-resvératrol		Raisin
C6-C3-C6	Flavonoïdes	Kaempférol		Fraises
	Isoflavonoïdes	Daidzéine		Graines de soja
	Anthocyanes	Delphinidol		Raisin Cabernet-Sauvignon
	Lignanes	Entérodiol		Bactéries intestinales

II.2. Les flavonoïdes

II.2.1. Définition

Les flavonoïdes sont des composés polyphénoliques comprenant quinze atomes de carbone formant une structure $C_6C_3C_6$, ayant deux noyaux aromatiques reliés par un pont de trois carbones (**figure 05**). Ce sont les composés les plus importants parmi tous les composés phénoliques, ils constituent un groupe de plus de 6000 composés naturel (**Ghidira, 2005**), (**chira et al, 2008**).

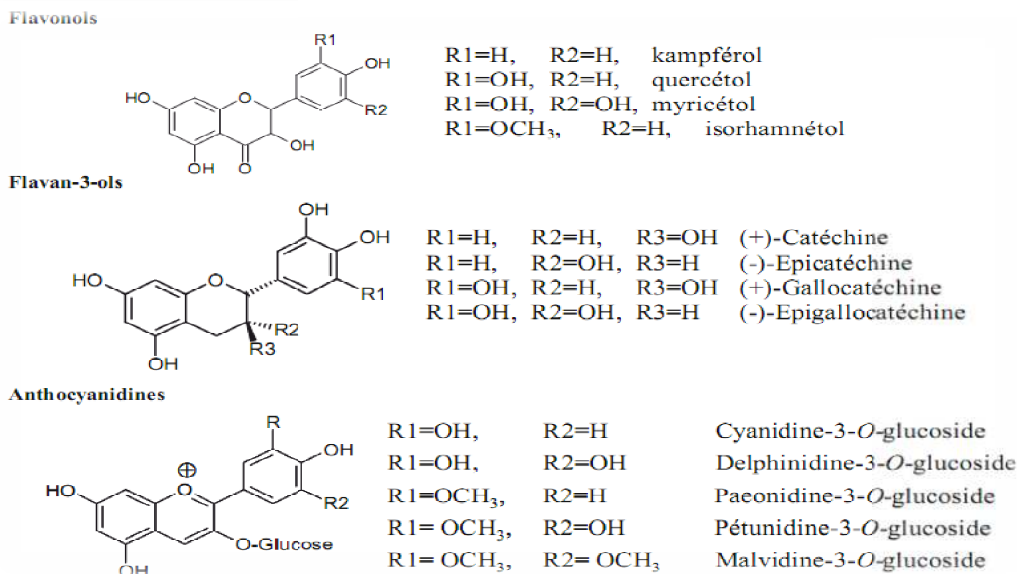


Figure N°05 : Structure de quelques flavonoïdes (Chira *et al.* 2008).

II.2.2. Structure chimique

Selon la figure 06, les flavonoïdes sont donc des polyphénols complexes dont la structure est constituée de deux noyaux aromatiques (noyaux A et B) et d'un hétérocycle oxygéné (cycle C) (Wilfred, 2006).

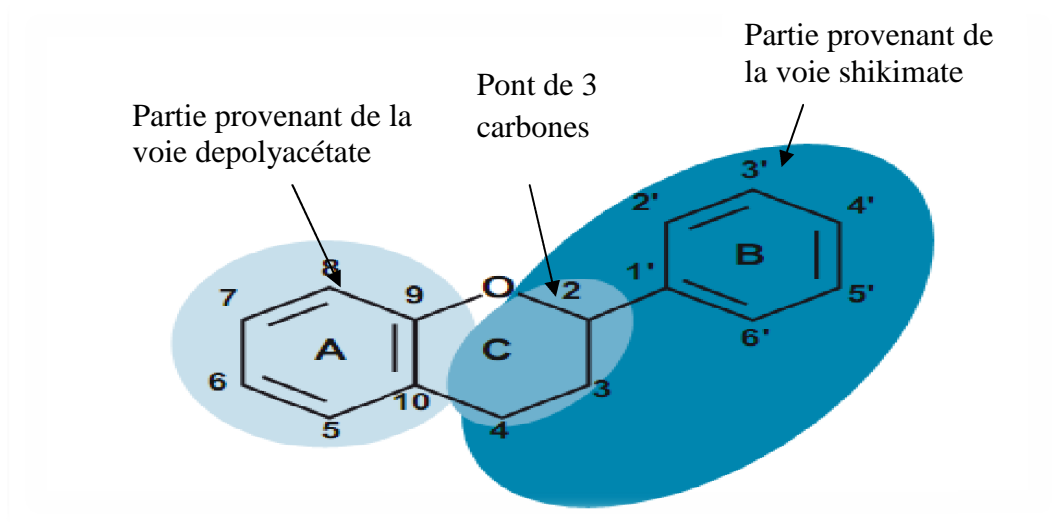


Figure N°06 : Structure de base des flavonoïdes (Bruneton, 1999).

II.2.3. Classification

Tous les flavonoïdes dérivent de la même structure de base l'enchainement de 2-phénylchromane.

La forme qui prédomine à l'état naturel est celle des hétérosides flavonoïdes. Les principales sources alimentaires des flavonoïdes sont : le thé, les oignons, les agrumes et les pommes. Le flavonoïde le plus consommé dans ces denrées et le plus étudié est la quercétine (Jean-Mac *et al*, 2006).

En se basant sur la structure carbonée de base, on peut dégager les principales classes de composés phénoliques (figure 07).

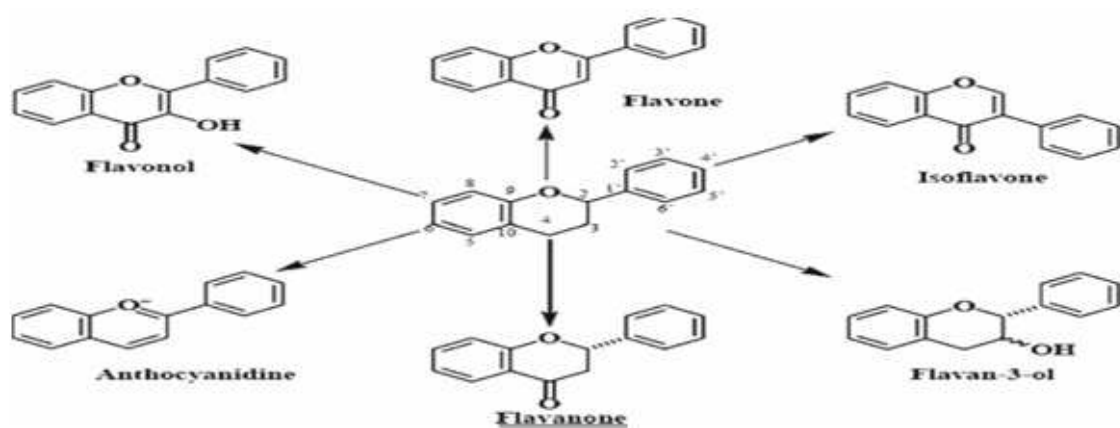


Figure N° 07 : Structures de base des principaux flavonoïdes (Chira *et al*, 2008).

II.2.4 Biosynthèse des flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des dérivés du noyau flavone ou 2-phényl chromone portant des fonctions phénols libres, éthers ou glycosides (Jean-Mac *et al*, 2006).

Leur biosynthèses (élucidée dans l'annexe 2) se fait à partir d'un précurseur commun c'est le 4,6, 2',4'- tetrahydroxychalcone (Maamrie, 2008).

La structure $C_6C_3C_6$ est le produit des deux voies de synthèse des composés phénoliques (figure 06), le noyau B et le pont carbone constituant une unité phénylpropanoïde synthétisée à partir de phénylalanine.

Il existe un intermédiaire commun dans la biosynthèse des flavonoïdes, une tetrahydroxychalcone, à partir de laquelle on différencie :

- les 4-oxo-flavonoïdes ;
- les anthocyanidines ;
- les flavanes (tanins).

II.3. Tanins

Sont des formes phénoliques condensées capable de se lier aux protéines en solution et de les précipiter. On distingue deux grands groupes de tanins différant à la fois par leur réactivité chimique et par leur composition : les tanins hydrolysables et les tanins condensés.

(Adrian *et al*, 1995).

III.3.1. Tanins hydrolysables

Les molécules de tanins hydrolysables contiennent un hydrate de carbone (en général D glucose) en tant que noyau central. Les groupes hydroxyles de ces hydrates de carbone sont estérifiés avec des groupes phénoliques (**figure 08**), tels que l'acide ellagique ou acide gallique (Pascale et Véronique, 2006).

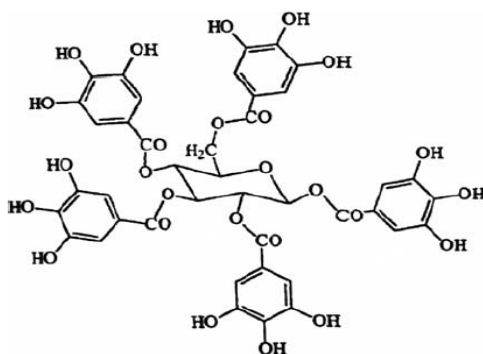


Figure N°08: Structure chimique des tannins hydrolysables (Liang *et al*, 2008).

III.3.2. Tanins condensés

Sont des oligomères ou des polymères de flavones 3-ols, ils sont plus résistant à l'hydrolyse par rapport aux tanins hydrolysables et seul les attaques chimique fortes capable de les dégrader (Brunton, 1999).

III. les huiles essentielles

Le terme huile essentielle a été inventé au 16^{ème} siècle par le médecin suisse **Parascelsus Vonhohenheim** afin d'identifier le composé actif d'un remède naturel. A présent, il désigne des produits naturels de valeur thérapeutique utilisés comme matière brute dans différents domaines : parfumerie, cosmétique, aromathérapie, phytothérapie (**Amarti et al, 2010**).

III.1. Définition

Les huiles essentielles font partie des métabolites secondaires, ils comptent parmi les plus importants principes actifs des plantes (**Landry et al, 2007**), elles sont définies comme étant des substances volatiles odorantes que l'on extrait, à partir de différentes parties de plantes aromatiques, par distillation ou par entraînement à la vapeur .

Les huiles essentielles sont des produits de composition généralement complexe tirés des composants aromatiques volatils que l'on trouve dans les végétaux (plantes et arbres) (**Beauchesne et al, 2006**).

III.2. Répartition et localisation

Les huiles essentielles sont produites dans le cytoplasme de certaines cellules des plantes. Une fois l'huile synthétisée, les cellules s'en séparent par synérèse (expulsion) et les gouttelettes se regroupent en plages plus étendues (**Beauchesne et al, 2006**).

la synthèse et le stockage des huiles essentielles sont généralement associés à la présence de structures histologiques spécialisées (**Bruneton, 1999**). Toutes les parties des plantes aromatiques peuvent contenir de l'huile essentielle :

- Les fleurs (oranger) ;
- Les feuilles (eucalyptus, menthe) ;
- Les organes souterrains (racines, rhizomes) ;
- Les fruits (fenouil);
- Les graines (noix de muscade) ;
- Le bois et les écorces (cannelle) (**Alkalamouni, 2010**).

III.3. Propriétés physico-chimiques

III.3.1. Propriétés physiques : les huiles essentielles

- Sont liquides a température ambiante.
- Sont rarement colorées.
- Leurs densité est en général inferieur a celle de l'eau.
- Elles ont un indice de refraction élevé (**Bruneton, 1999**).
- Sont volatiles .
- Sont solubles dans les solvants organiques (**Roquebert, 2002**).

III.3.2. Propriétés Chimiques

- Elles sont neutres au tournessol et acquièrent peu a peu une réaction acide.
- Elles s'oxydent à la lumiere et se résinefient en absorbant de l'oxygène.
- Leur solubilité diminue, absorbent le chlore, le brome, l'iode avec dégagement de chaleur, elles peuvent se combiner à l'eau pour former des hydrates (**Durrafour et al, 2002**).

III .4. Biochimie des huiles essentielles

Les huiles peuvent contenir jusqu'à 100 éléments biochimiques différents parfois même 300 comme chez la lavande. ils sont des mélanges très complexes constitués principalement de monoterpènes et sésquiterpènes, et des composés oxygenés dérivant de ces hydrocarbures incluant les alcools, aldéhydes, les cétones des phynols et des oxydes (**Sun & Ho, 2005**) .

Differentes méthodes sont utilisées pour diterminer la composition d'une huile :

La Chromatographie en phase gazeuse(CPG): C'est la plus utilisée car elle permet en même temps de préciser les vertus thérapeutiques de l'huile, sa spécificité et sa pureté comme elle permet de faire une analyse de plus d'une centaine de molécules chimiques que peut contenir l'huile (**Paolini, 2005**).

La CPG est une méthode d'analyse par séparation qui s'applique aux composés gazeux ou susceptibles d'être vaporisés par chauffage sans décomposition. C'est la technique de séparation la plus utilisée dans le domaine des huiles essentielles, car elle permet d'effectuer l'individualisation des constituants a partir d'échantillons de l'ordre du milligramme voire du microgramme. Chaque constituant est caractérisé par des indices calculés à partir d'une gamme

d'alcane ou plus rarement d'esters méthyliques linéaires, à température constante (indice de Kováts) ou en programmation de température (indice de rétention) (Luicita, 2006).

La spectrométrie de masse : que l'on associe souvent à la chromatographie, permet d'obtenir la composition précise de l'huile (Rhode, 1998).

III.5. Composition chimique

Les huiles essentielles sont des mélanges naturels complexes, dont les constituants sont presque exclusivement de deux types bioénergétiques distincts :

III.5.1. Les terpènes

Les terpénoïdes et les stéroïdes constituent probablement la plus large classe de composés secondaires, les terpènes ont pour origine biosynthétique l'acétyl CoA ou le malonylCoA (Lamarti et al, 1994).

Néanmoins, ils ne sont pas spécifiques des végétaux puisque le squalène, le cholestérol ou encore des sesquiterpènes et des diterpènes se rencontrent chez les animaux. Cependant, l'extrême diversité des terpénoïdes chez les végétaux contraste avec le petit nombre détecté chez les animaux. Le nombre d'unités isopréniques (Figure 09), définit les différentes classes de terpènes: Monoterpènes (C10), sesquiterpènes (C15), diterpènes (C20), sesterterpènes (C25), triterpènes (C30) et tétraterpènes (C40) (Heller et al, 1998).

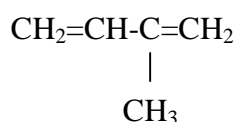


Figure N° 09 : Molécule d'isoprene.

III.5.1. Les monoterpènes

Issus du couplage de 2 unités isopréniques (C10), les monoterpènes (Figure 10) sont dérivés du géranyldiphosphate (Heller et al, 1998). Ils présentent 90% de la composition totale des huiles essentielles. Cyclisés en méthylcyclopentanes et glycosylés, ils constituent les iridoïdes. La glycosylation les rendant solubles. On les trouve non pas dans des appareils sécréteurs mais dans toutes les parties de la plante (Krief, 2003).

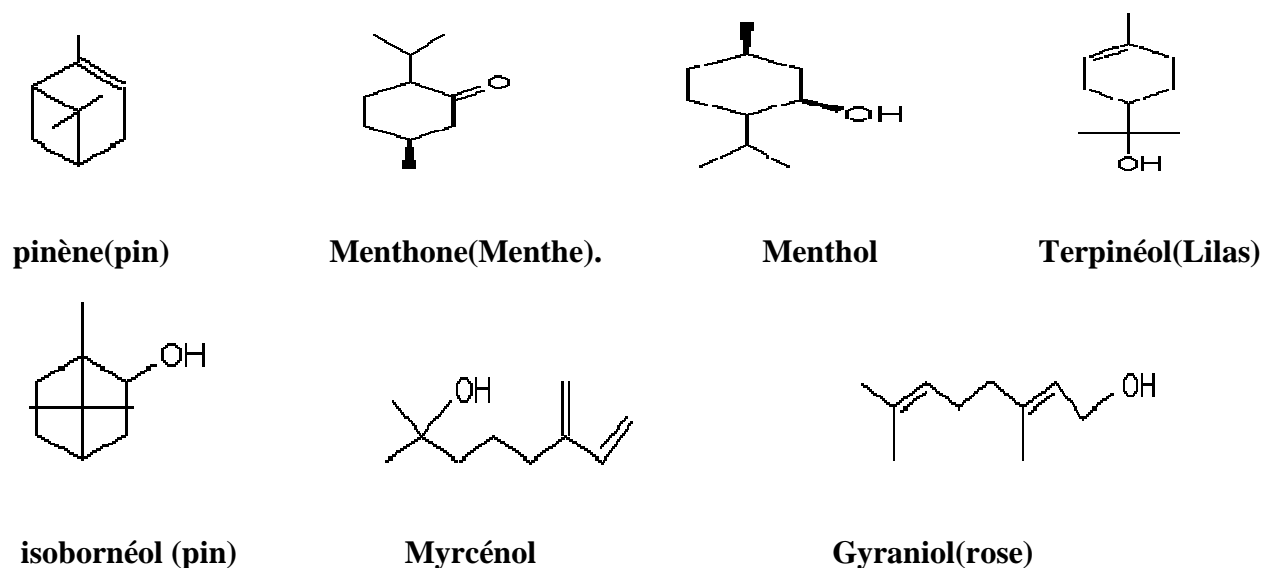


Figure N° 10 : Structure chimique de quelques monoterpènes (Beauchesne et al, 2006).

III.5.1.2. Les sesquiterpènes

Issus de la combinaison de trois unités isoprènes (C_{15}), sont dérivés du Farnésyldiphosphate, l'elongation de la chaîne carbonée augmente le nombre de cyclisations. Ils peuvent être acycliques, monocycliques ou bicycliques (Figure 11). Dans les plantes, ils ont le rôle d'agent de défense.

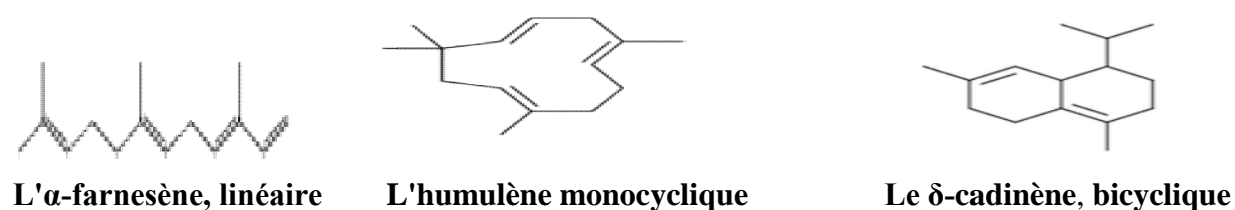


Figure N° 11 : Structure chimique de quelques composés sésquiterpeniques (Paolini, 2005).

III.5.1.3. Biosynthèse des terpènes

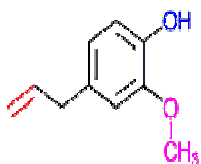
Le point de départ de la biosynthèse des terpènes est la combinaison de trois molécules d'Acetyl CoA conduisant à la formation de l'acide Mévalonique (voie de l'acide mévalonique), ce dernier sera transformé en diphosphate d'isopentanyle (Ipp) et à son isomère diméthyle allyl pyrophosphate (DMAPP), ces deux composés sont à l'origine de différentes familles de composés terpéniques (Lamarti et al, 1994).

III.5.2. les composés aromatiques

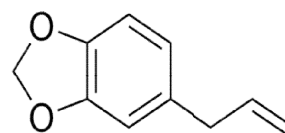
Sous l'influence du rayonnement solaire, les plantes synthétisent des composés aromatiques. Moins répandus que les précédents et sont souvent des dérivés du phénylpropane (C_6C_3) parfois des allyl phénol ou aldehydes.

la vanilline est un exemple assez fréquent parmi les composés aromatique, caractéristiques de certaines huiles essentielles, telle celle du girofle (eugénol).

On peut rencontrer dans les huiles essentielles des composés en C_6C_1 , plus rares, tels le safrol. (Figure 12).



Eugénol



Safrol

Figure N° 12 : Structure chimique de quelques composés aromatiques (Paolini, 2005).

III .6. Techniques d'extraction des huiles essentielles

Il est nécessaire de choisir la méthode la plus efficace qui donnera une huile de bonne qualité, un rendement élevé avec un coup économique faible et l'huile obtenu doit être limpide, concentrée, d'odeur fine caractéristique de la plante utilisée (**Mebarki, 2010**).

L'obtention des huiles essentielles de différentes parties de la plante se fait par plusieurs procédés, parmi les méthodes les plus utilisés, nous avons :

III.6.1. Hydrodistillation

C'est le procédé chimique le plus ancien, le plus utilisé et le plus rentable qui convient à une meilleure extraction de molécules. Il consiste à immerger la matière première dans un bain d'eau, l'ensemble est porté à ébullition.

III.6.2. Entraînement à la vapeur

Dans la distillation à vapeur saturée, la matière végétale n'est pas en contact avec de l'eau mais avec une vapeur qui va traverser la matière végétale disposée sur des plaques perforées. La distillation à la vapeur combine les avantages de l'hydrodistillation et de l'extraction au solvant.

III.6.3. Extraction par solvant :

L'extraction par solvant consiste à dissoudre le composé recherché dans un solvant non miscible avec l'eau et à séparer la phase organique contenant le composé à extraire.

III.6.4. Irradiation aux micro-ondes :

C'est une méthode très recommandée par les auteurs, comme une technique d'extraction permettant d'obtenir un très bon rendement en essence pendant une courte durée de temps. Cette méthode se base sur l'utilisation des micro-ondes pour extraire les molécules d'eau des tissus des plantes, entraînant par la suite la libération des huiles essentielles piégés dans les tissus extracellulaires de la plante médicinale (**Lahlou, 2004**).

III.7. Intérêt des huiles essentielles

Le regain d'intérêt des huiles essentielles réside dans leurs propriétés et activités distinctes et cela grâce à la diversité de leurs constituants et leurs activités biologiques reconnues (**Kanko et al, 2004**).

III.7.1. Activité antiseptique

La grande majorité des huiles empêche le développement des germes microbiens et les détruit comme elle désactive les toxines (**Huguette, 2008**).

III.7.2. Activité antibiotique

D'après des testes au laboratoire, il a été conclu que l'antibiotique exerce une action bactéricide directe sur l'entérocoque, par contre l'huile essentielle guérit sans exercer cette action (**Durrafour et Lapraz, 2002**).

III.7.3. Activité antibactérienne

Les molécules aromatiques possédant le coefficient antibactérien le plus élevé sont les phénols, les aldéhydes et les cétones (**Huguette, 2008**).

III.7.4. Activité antifongique

Certaines huiles s'opposent au développement des moisissures en inhibant la germination des spores (**Halimi, 2007**).

III.7.5. Activité antioxydant

La capacité antioxydant est étroitement liée au contenu phénolique (**Stefanovits et al, 2003**).

III.7.6. Activité eupeptique

Nombreuses drogues (poudre végétales) à huile essentielle ont des propriétés eupeptique (facilite et stimule la digestion) et sont utilisées en infusion. La menthe et la verveine sont réputées efficaces pour diminuer ou supprimer les spasmes gastro-intestinaux (**Brunton, 1999**).

IV. Matériel

Le matériel du laboratoire ainsi que les réactifs utilisés pendant notre travail sont illustrés dans l'annexe 3.

IV.1. Matériel végétal

Les échantillons de *genévrier* (*Juniperus*) sont identifiés, au niveau du laboratoire d'écologie de l'Université de Bejaïa, en se référant à la nouvelle flore d'Algérie.

IV.1.1. Echantillonnage

Les échantillons ont été récoltés durant la période du mois de mars à avril 2012, dans trois stations différentes de la wilaya de Bejaia : Gouraya, Toudja, et Ibarissen. Et une station sise à Djurdjura. Certains facteurs ont été pris en considération lors du prélèvement des échantillons :

- Le prélèvement des échantillons a été fait dans les différents endroits de la même station.
- Les altitudes et les coordonnées sont mesurées avec l'appareil GPS de marque Garmin.

Les tableaux III, IV, V et VI situent les stations de récolte ainsi que l'altitude correspondante, tandis que les images satellitaires 13 et 14 montrent précisément les lieux de l'échantillonnage.

IV.1.1.1. Récolte de Gouraya

Tableau III: Coordonnée et altitude des échantillons récoltés à Gouraya.

Espèces	Stations	Altitudes m
<i>Juniperus phoenicea 1</i>	N 36.46.341 E 05 .04. 354	598
<i>Juniperus phoenicea 2</i>		
<i>Juniperusphoenicea 3</i>		

IV.1.1.2. Récolt de Toudja

Tableau IV: Coordonnées et altitude des échantillons récoltés à Toudja.

Espèces	Stations	Altitudes m
<i>Juniperus oxycedrus</i> 1	N 36.45.597 E 04.54.104	452
<i>Juniperus oxycedrus</i> 2		
<i>Juniperus oxycedrus</i> 3		

IV.1.1.3. Récolte d'Ibbarissen

Tableau V: Coordonnées et altitude des échantillons récoltés à Ibbarissen.

Espèces	Stations	Altitudes m
<i>Juniperus oxcedrus</i> 4	N 36.45.218 E 04.49.773	719
<i>Juniperus phoenicea</i> 4		
<i>Juniperus phoenicea</i> 5		
<i>Juniperus phoenicea</i> 6		

**Figure N°13:** Image satellitaire des trois stations de la récolte à Bejaia (Google earth).

IV.1.1.4. Récolte de Djurdjura

Tableau VI: Coordonnées et altitudes des échantillons récoltés à Djurdjura.

Espèces	Stations	Altitudes m
<i>Juniperus communis</i> 01	N 36.27.477 E 004.06.753	1583
<i>Juniperus communis</i> 02	N 36.27.320 E 04.06.361	1448
<i>Juniperus oxycedrus</i> 5	N 36.25.771 E 04.07.602	1303
<i>Juniperus oxycedrus</i> 6	N 36 .25.153 E 04.07.331	1152

**Figure N°14:** Image satellitaire des stations de la récolte à Djurdjura (Google earth).

IV.2. Méthodes

IV.2.1. Le Séchage, Broyage et Tamisage

Le matériel végétal (rameau feuilles et baies) est découpé en petits morceaux afin d'accélérer le séchage. Une partie de l'échantillon réservée à l'extraction des polyphénols, a été séchée dans l'étuve à 40 °c pendant une semaine puis soumise à un broyage à l'aide d'un broyeur électrique. Le broyat a été tamisé dans un tamis dont le diamètre des pores est de 250 µm, afin de pouvoir récupérer la poudre fine (figure 15). L'autre partie, destinée à l'extraction des huiles essentielles, est mise à sécher à l'air libre pendant deux semaines dans un endroit ombragé.



Figure N° 15 : poudre fine de *Juniperus*.

IV.2.2. Extraction des composés phénoliques totaux

Le protocole d'extraction appliqué est celui d'Oomah *et al.* (2010), avec quelques modifications (Figure 16). Le principe de cette méthode est basé sur l'extraction sélective de composés phénoliques en fonction de la polarité de différents solvants.

Ce protocole est une extraction solide-liquide: un poids connu du broyat obtenu des feuilles des graines et des rameaux a été macéré dans l'éthanol à 100 % pendant 2 heures, puis il subit une agitation et une centrifugation (2900 tours/min pendant 20 min), le surnageant récupéré constitue l'extrait brute, ce dernier est conservé dans des flacons en verre étiquetés et couverts de papier aluminium.

Le protocole d'extraction suivi dans notre travail peut se résumer comme suite :

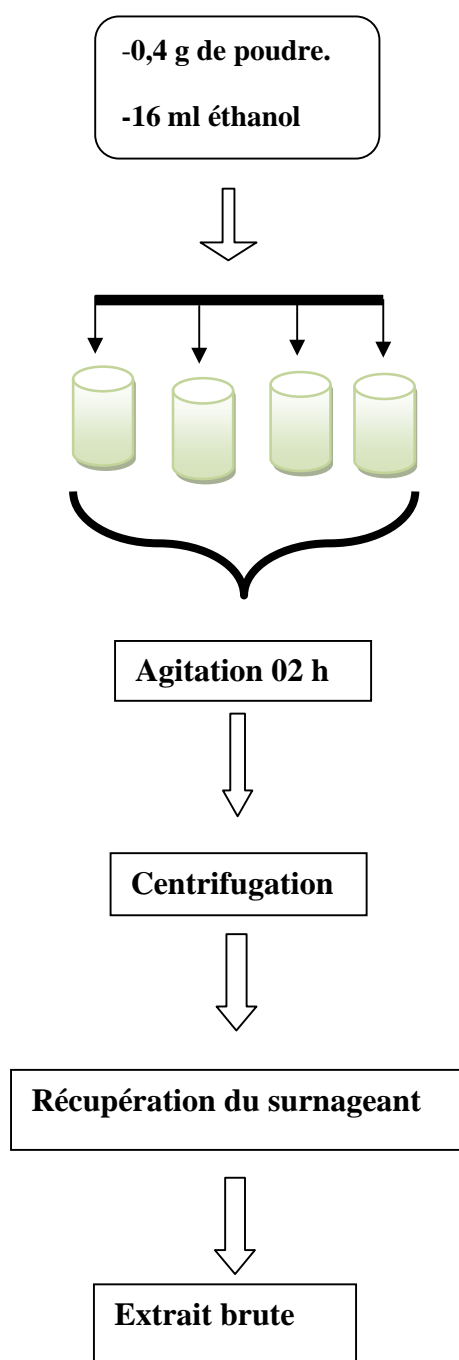


Figure N°16 : Protocole d'extraction des polyphenols totaux (Oomah *et al*, 2010).

IV.2.3. Dosage des phénols totaux

La teneur en phénols totaux des différents extraits de *Juniperus* a été déterminée en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu selon la méthode préconisée par Djerridane et al, (2006) illustrée dans la figure 17, avec quelques modifications.

- **Mode opératoire**

Dans des tubes à essais, on met:

- ✓ 25 μ l de l'extrait dilué (1/10).
- ✓ 1250 μ l de folin-ciocalteu dilué (1/10).

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

- ✓ 01 ml de Na_2CO_3 (7,5 %).

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

Le blanc a été préparé de la même manière en remplaçant l'extrait par 250 μ l d'éthanol.

Deux essais ont été réalisés pour chaque échantillon.

La teneur des phénols totaux est calculée à partir d'une courbe d'étalonnage (Annexe 1).

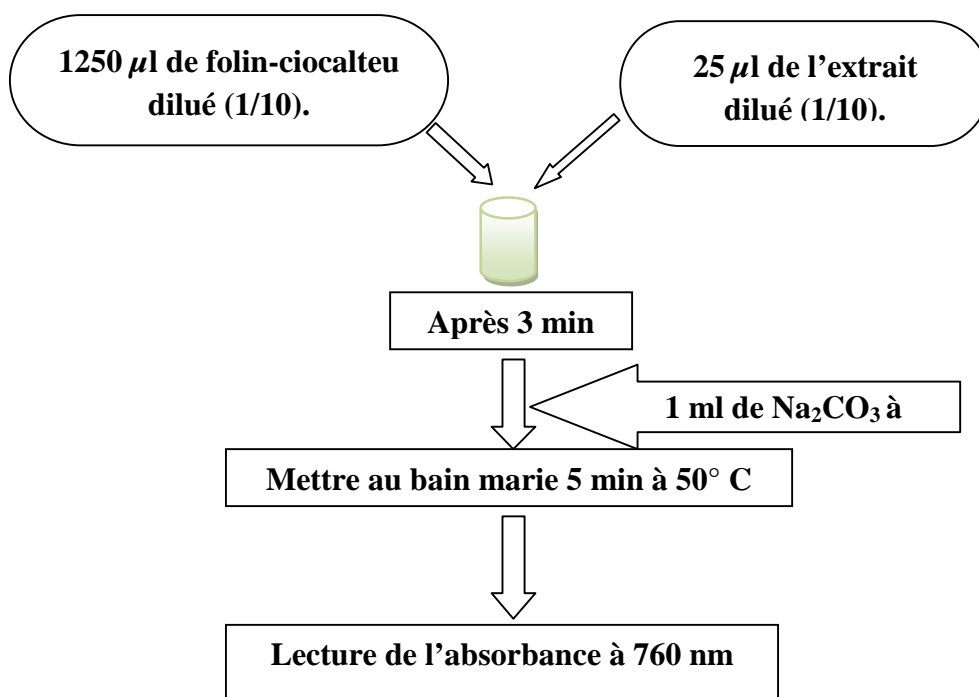


Figure N° 17: Protocole de dosage des phénols totaux (Djerridane et al, 2006).

IV.2.4. Dosage des flavonoïdes

- **Mode opératoire**

Dans des tubes à essais, on met :

- ✓ 1 ml d'extrait dilué (1/100).
- ✓ 1 ml de solution d' AlCl_3 (chlorure d'aluminium à 2%).

Après 10 min d'incubation à température ambiante et l'abri de la lumière, on lit l'absorbance à 430 nm (figure 18).

Le blanc est préparé de la même manière en remplaçant l'extrait par 250 μl d'éthanol.

Les teneurs des flavonoïdes ont été déduites à partir des gammes établies avec la quercitrine, et en traçant la courbe d'étalonnage correspondante (Annexe 4).

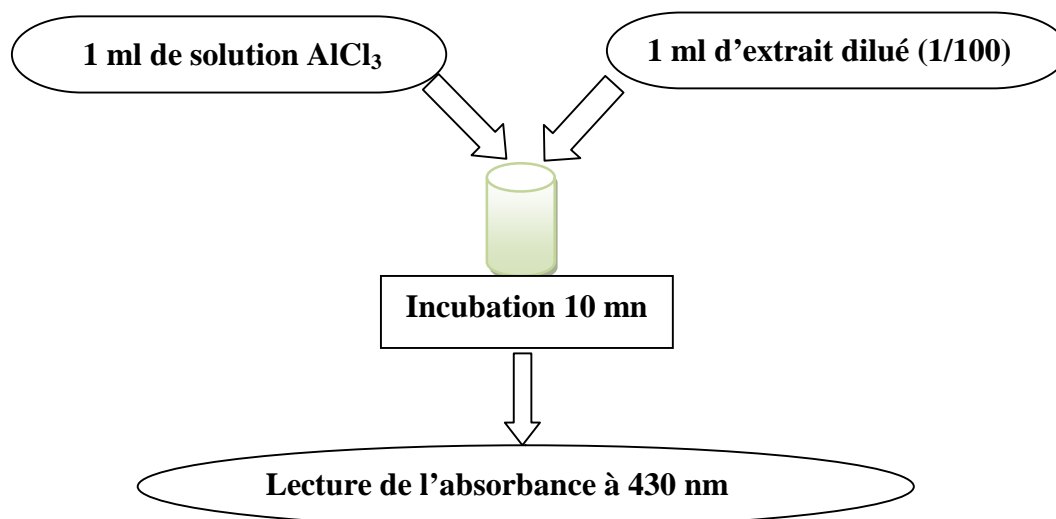


Figure N° 18: Protocole de dosage des flavonoïdes (Djerridane et al, 2006).

IV.2.5. Dosage des tannins

- **Mode opératoire**

Dans des tubes à essais on met :

- ✓ 250 μl d'extrait dilué (1/100).
- ✓ 1 ml de FeSO_4 .

Après, on met les tubes dans un bain marie à 95° pendant 10min. L'absorbance de la couleur rose est mesurée par spectrophotomètre à 530 nm (figure 19).

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

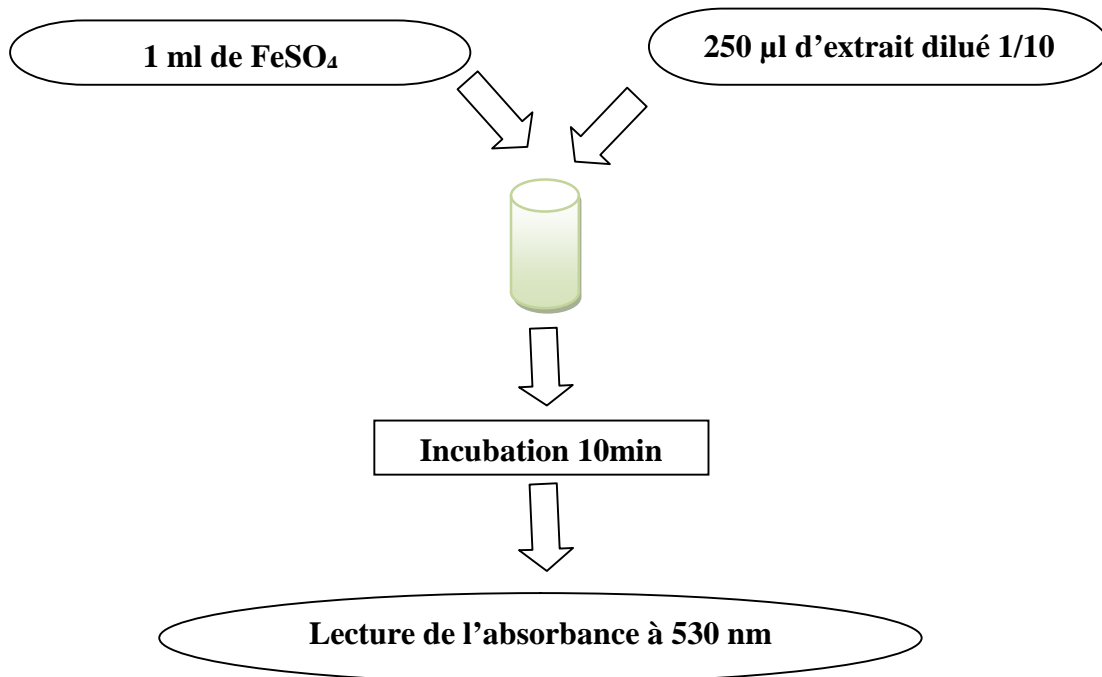


Figure N° 19: Protocole de dosage des tanins (Vermerris et Nicholson, 2006).

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

$A = \epsilon \cdot l \cdot c$ est employée pour déterminer les concentrations en tanins condensés

$$C = \frac{A \cdot Mm}{\epsilon \cdot l} \text{ mg/ml}$$

C : la concentration de proanthocyanidines en mg/ml

ϵ : coefficient d'extinction molaire de la cyanidine en L mol⁻¹ cm⁻¹.

Mm : masse molaire de la cyanidine (égale à 287.24 g/mol).

l: la largeur de cuve en cm.

IV.2.6. Extraction des huiles essentielles

Les huiles essentielles sont extraites par hydrodistillation en utilisant un appareil de type Clevenger (figure 20) et les huiles obtenues sont mises dans des flacons en verre à l'abri de la lumière.

- **Mode opératoire**

Les échantillons du genre *Juniperus* qui ont été séchés à l'air libre ont été pesés et mis dans des ballons de 1000 ml d'eau, laisser macérer pendant 2 h, ensuite le tout est porté à ébullition durant 3 h, les vapeurs sont condensées dans un réfrigérant et l'huile se sépare de l'eau par différence de densité.

Après la décantation, on récupère la couche des huiles obtenues avec une pipette.

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

Le taux de matière extraite (%) = $(P_1 - P_0/E1) \cdot 100$ ou :

P_0 : Poids du bécher vide (g).

P_1 : Poids du bécher après évaporation (g).

E_1 : Poids de l'échantillon (g).



Figure N° 20 : Image de l'appareil utilisé pendant l'hydrodistillation.

V. Résultats

V.1. Résultats des analyses biochimiques en polyphénols, flavonoïdes et tanins

Le tableau VII résume les différentes teneurs des principaux composés analysés à partir d'un échantillonnage de différentes régions, et la figure 21 permet de visualiser la différence des teneurs entre les espèces étudiées.

Tableau VII: Teneur en polyphénols, flavonoïdes et tanins des trois espèces.

Teneur mg/g MS							
échantillons	Polyphénols	Flavonoïdes	Tanins	échantillons	Polyphénols	Flavonoïdes	Tanins
01JC	131,40	29,56	1,07	06JO	112,56	33,93	0,96
02JC	126,12	23,31	0,80	01JP	128,76	19,25	1,28
01JO	84,30	47,82	0,59	02JP	101,49	20,83	0,85
02JO	93,55	43,15	0,77	03JP	138,51	24,90	1,21
03JO	82,48	29,96	1,12	04JP	117,02	34,62	1,12
04JO	143,64	41,47	1,08	05JP	127,11	26,83	1,01
05JO	96,20	34,33	1,18	06JP	96,69	38,39	0,78

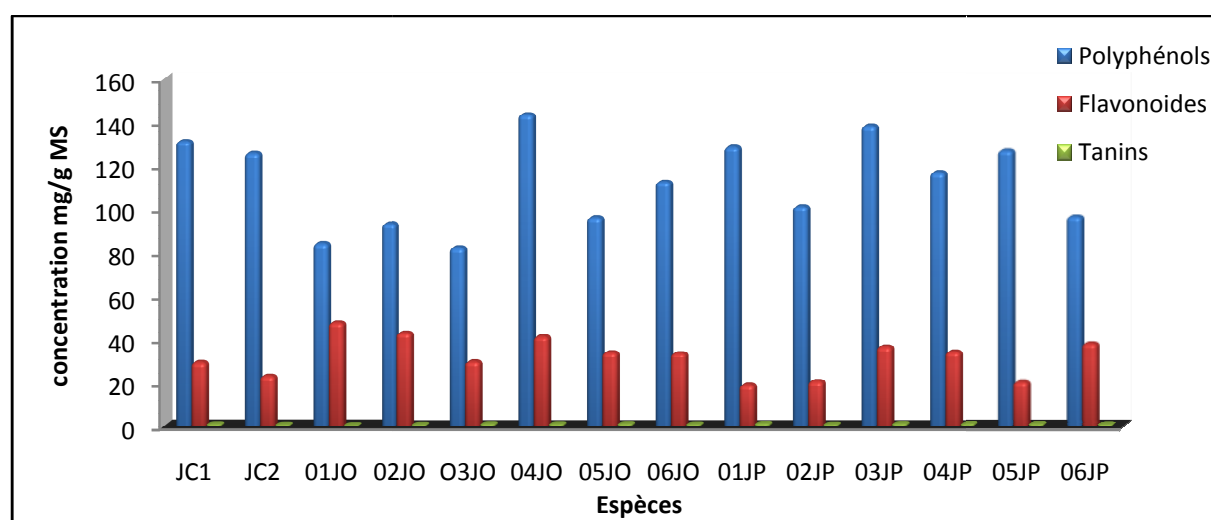


Figure N° 21 : Teneurs en polyphénols, flavonoïdes et tanins des trois espèces étudiées.

V.1.1. Variabilité intraspécifique

V.1.1.1. *Juniperus communis*

V.1.1.1.1. Teneurs en polyphénols totaux

La figure 22 montre que les deux échantillons *Juniperus communis* 1 (1583m) et *Juniperus communis* 2(1448m) récoltés au Djurdjura présentent des teneurs différentes en phénols totaux qui sont (131,4 mg /g MS et 126 ,12 mg /g MS) respectivement.

Ces résultats montrent que la teneur en polyphénols totaux est considérable chez l'espèce *Juniperus communis* avec une moyenne de 128,76 mg /g MS.

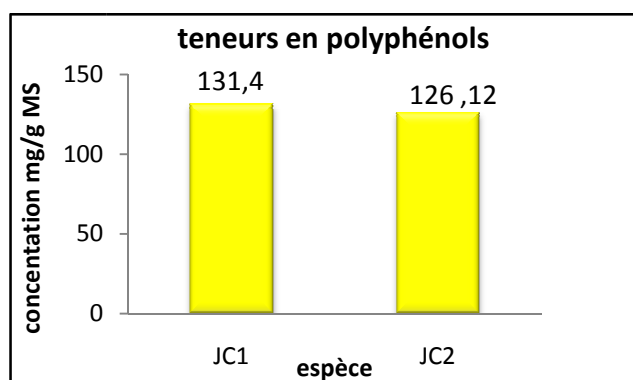


Figure N° 22 : Les teneurs en polyphénols totaux de *Juniperus communis*.

V.1.1.1.2. Les teneurs flavonoïdes

L'échantillon *Juniperus communis* 1 a une teneur supérieure (29,56 mg/g MS) par rapport à l'échantillon *Juniperus communis* 2 (23,31 mg/g MS), ces deux échantillons présentent une moyenne de 26,43 mg /g MS pour la station de Djurdjura.

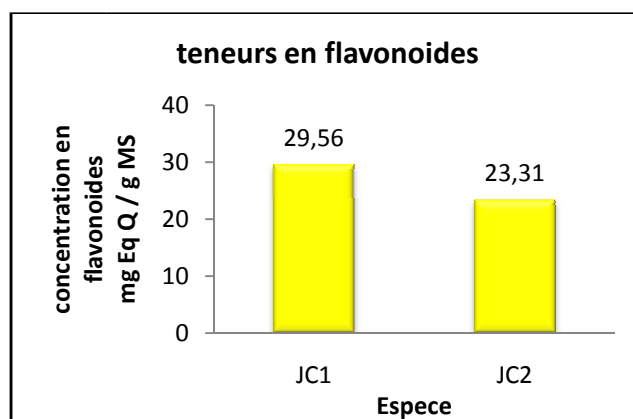


Figure N° 23: Les teneurs en flavonoïdes de *Juniperus communis*.

V.1.1.1.3. Teneurs en tanins

La figure 24 illustre que les deux échantillons récoltés à Djurdjura présentent des teneurs différentes en tanins (1,06 mg/g MS et 0,8 mg/g MS) *Juniperus communis 1* et *Juniperus communis 2* respectivement.

Cela peut être due à l'altitude, plus elle est élevée les teneurs en polyphénols augmentent. Ceci concorde avec les résultats du travail réalisé par **Bounif et Dahmani (2011)** pour la même station.

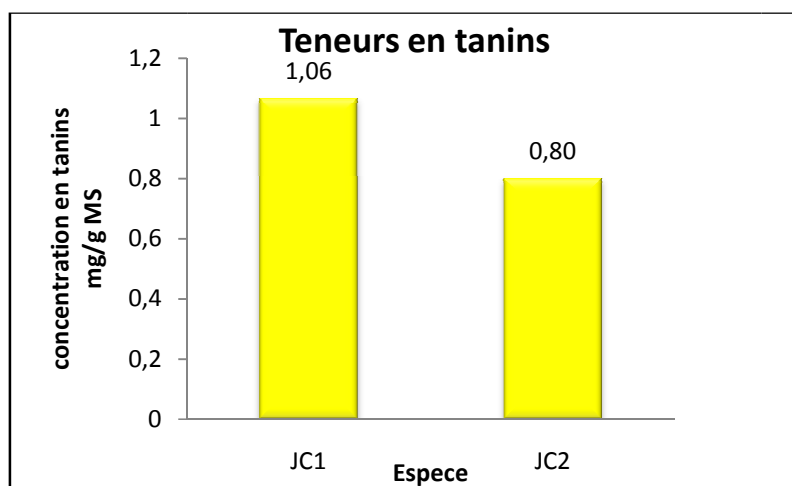


Figure N°24 : Les teneurs en tanins de *Juniperus communis*.

V.1.1.2. *Juniperus oxycedrus*

V.1.1. 2.1. Teneurs en polyphénols totaux

D'après la figure 25, trois échantillons *Juniperus oxycedrus 1*, *Juniperus oxycedrus 2*, *Juniperus oxycedrus 3* récoltés dans la station de Toudja, à une altitude de 452 m, présentent des teneurs similaires en phénols totaux qui sont respectivement 84,29 mg/g MS, 93,55 mg/g MS, 82,47 mg/g MS. L'échantillon *Juniperus oxycedrus 4* possède la valeur la plus élevée (143,64 mg/g MS).

En ce qui concerne la station de Djurdjura c'est l'échantillon 6, récolté à une altitude de 1152m, qui présente la teneur la plus élevée. Alors que l'échantillon 5, récolté à une altitude de 1303m présente une teneur de 96,19 mg/g MS.

Ces résultats semblent être difficiles à interpréter, pour la station de Toudja plus l'altitude est élevée plus la teneur en polyphénols est importante. En revanche, pour la station de Djurdjura c'est l'inverse qui est observé. Cela s'expliquerait par le fait que l'altitude n'influe pas sur les teneurs pour cette espèce.

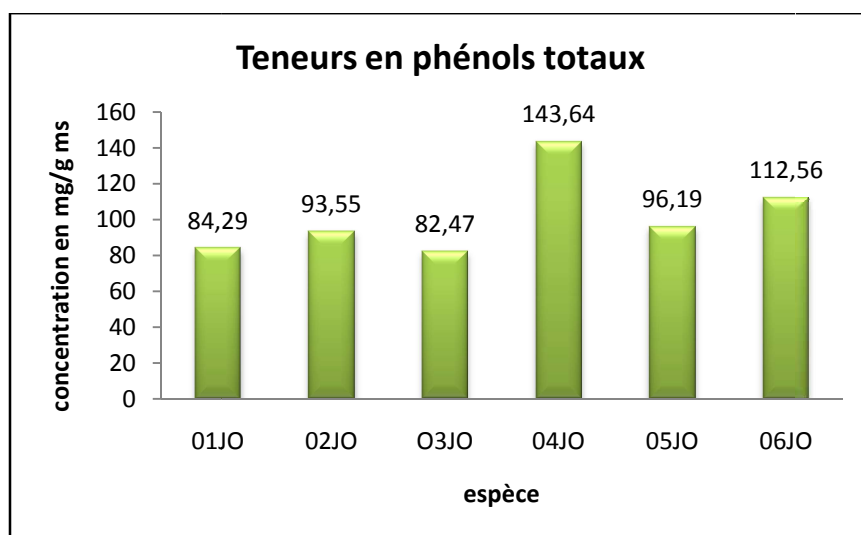


Figure N° 25 : Les teneurs en polyphénols phénols totaux de *Juniperus oxycedrus*.

V.1.1.2.2. Teneurs en flavonoïdes

D'après la figure 26, les plantes récoltées dans la station de Toudja à l'altitude de 452, représentent des teneurs différentes en flavonoïdes qui ont une moyenne 40,59mg/g MS. Tandis que les deux échantillons *Juniperus oxycedrus* 5 et *Juniperus oxycedrus* 6 récoltés dans la même station de Djurdjura à l'altitude de 1303m et 1152m, ont des valeurs proches de 34,32 mg /g MS et 33,92 mg/g MS respectivement.

Les teneurs en flavonoïdes des échantillons de l'oxycèdre de la station de Toudja sont plus élevées par rapport à celles obtenues dans les conditions des extraits de l'échantillonnage à Djurdjura.

Cela peut être attribué à la différence climatique et édaphique entre les deux stations.

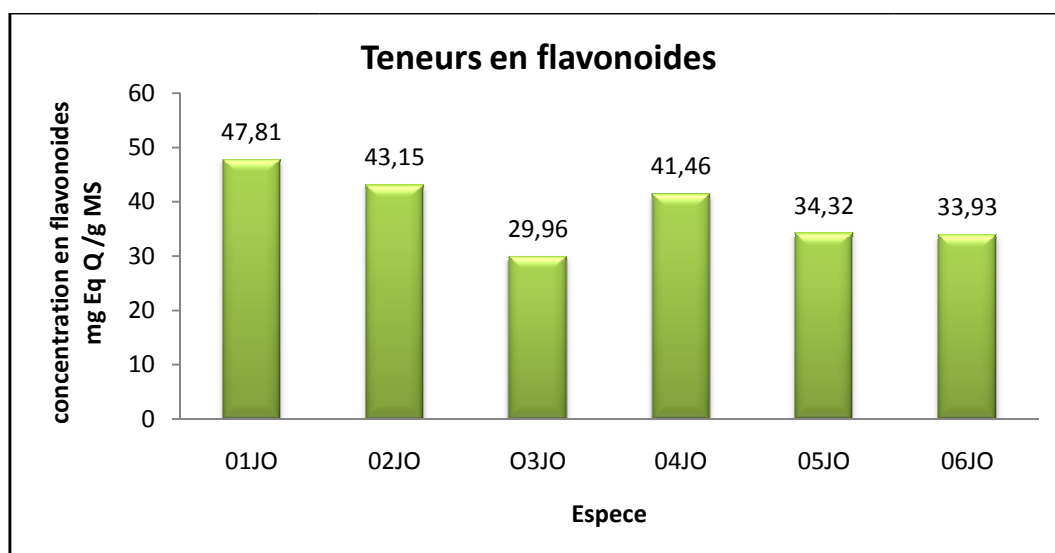


Figure N° 26: Les teneurs en flavonoides de *Juniperus oxycedrus*.

V.1.1.2.3. Teneurs en tanins

Les deux échantillons *Juniperus oxycedrus* 1 et *Juniperus oxycedrus* 2 possèdent les valeurs les plus faibles (0,59 mg /g MS et 0,77 mg /g MS), par contre les autres ont des teneurs qui ne présentent pas une grande différence et qui varie de 0,96 mg /g MS d'extrait à 1,18 mg /g MS.

En comparant nos résultats avec ceux de **Bonif et Dahmani (2011)**, nous constatons que nos valeurs sont plus élevées, par contre la tendance est restée la même. Ces résultats s'expliqueraient par la différence entre les conditions d'échantillonnage.

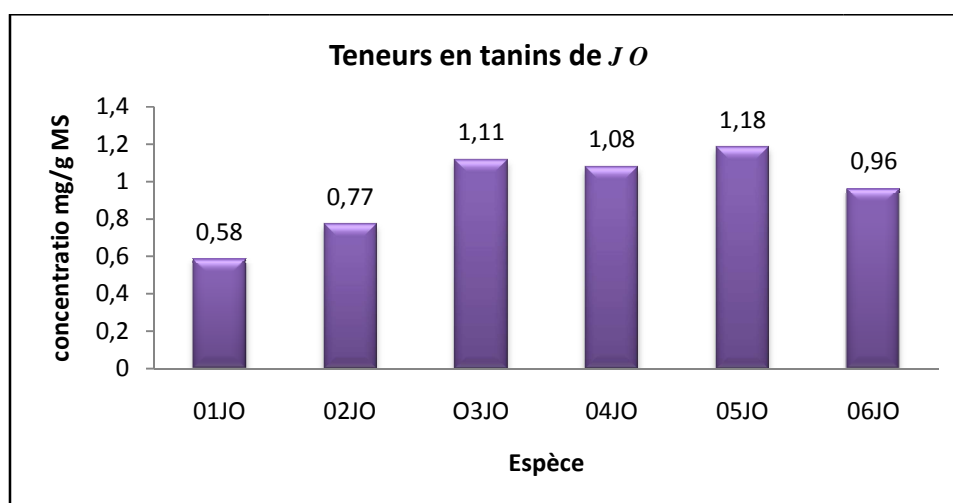


Figure N° 27: Les teneurs en tanins de *Juniperus oxycedrus*.

V.1.1. 3. *Juniperus phoenicea*

V.1.1.3.1. Teneurs en polyphénols totaux

Après avoir calculé les moyennes des concentrations (**tableau VII**) des échantillons récoltés des deux stations Gouraya et Ibarissen qui sont respectivement 122,92 et 113,60 et, d'après la figure 28, les concentrations ne présentent pas une grande différence. L'échantillon *Juniperus phoenicea* 3 présente la teneur la plus élevée tandis que l'échantillon *Juniperus phoenicea* 6 a la teneur la plus faible. On peut suggérer que le milieu de la récolte peut influencer la teneur en polyphénols.

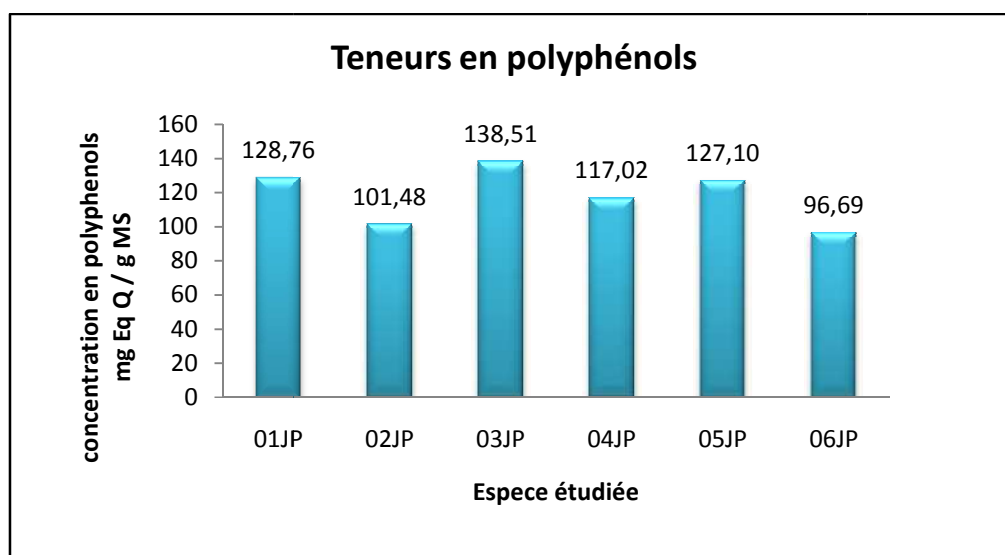


Figure N°28 : Teneurs en polyphénols totaux de *Juniperus phoenicea*

V.1.1.3.2. Teneur en flavonoïdes

D'après la figure 29, la teneur en flavonoïdes des échantillons récoltés de deux régions distinctes, révèle une certaine différence, La valeur la plus faible est constatée parmi les échantillons de Gouraya avec 19,25 mg Eq Q /g MS contre la plus élevée parmi les échantillons d'Ibarissen qui est 38,39 mg Eq Q /g MS, c'est à dire le double.

Cela peut être dû à l'emplacement géographique.

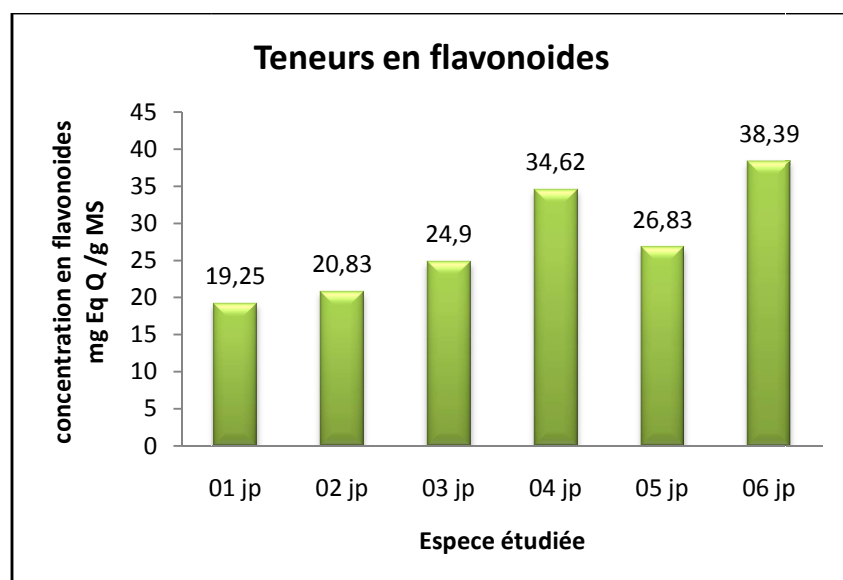


Figure N° 29 : Teneurs en flavonoïdes de *Juniperus phoenicea*.

V.1.1.3.3. Teneur en tanins

Les résultats obtenus, représentés dans la figure 30 montrent que la teneur en tanins est considérable chez l'espèce *Juniperus phoenicea*. Les concentrations moyennes des deux stations de récolte sont 1,10 mg/ g MS à Gouraya et 0,97mg/ g MS à Ibarissen, donc on peut dire que les échantillons récoltés à Gouraya recèlent plus de tanins que ceux récoltés à Ibarissen.

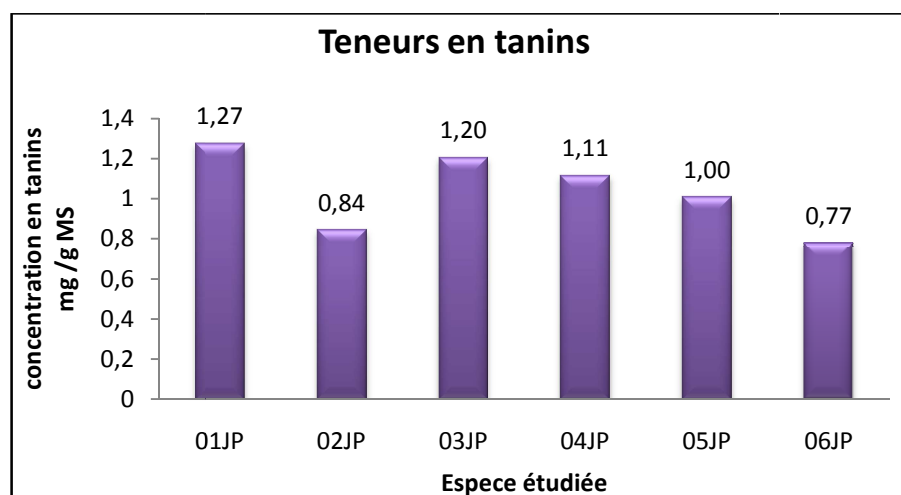


Figure N° 30 : Teneurs en tanins de *Juniperus phoenicea*.

V.1.2. Variabilité interspécifique

V.1.2.1. Teneurs en polyphénols

D'après la figure 31, on remarque que la teneur en polyphénols dans les trois espèces est différente. Le taux de polyphénols le plus élevé est présent dans l'espèce *Juniperus communis* avec une concentration de 128,76 mg/g MS par contre la plus faible teneur est enregistrée chez *Juniperus oxycedrus* (102,12 mg/gMS), quand à l'espèce *Juniperus phoenicea*, elle accumule une teneur intermédiaire de 118,26 mg/ g MS.

En comparant nos résultats avec ceux obtenus par **Bounif et Dahmani, (2011)**, nos valeurs sont plus faibles pour les trois espèces, ceci s'expliquerait par le mode d'extraction, le solvant, le temps et les étapes d'extraction. La comparaison de nos valeurs avec celles de **Djeridane et al, (2006)** montre que nos résultats sont plus élevés, on pourrait expliquer cette différence par l'origine des échantillons ainsi que la méthode d'extraction.

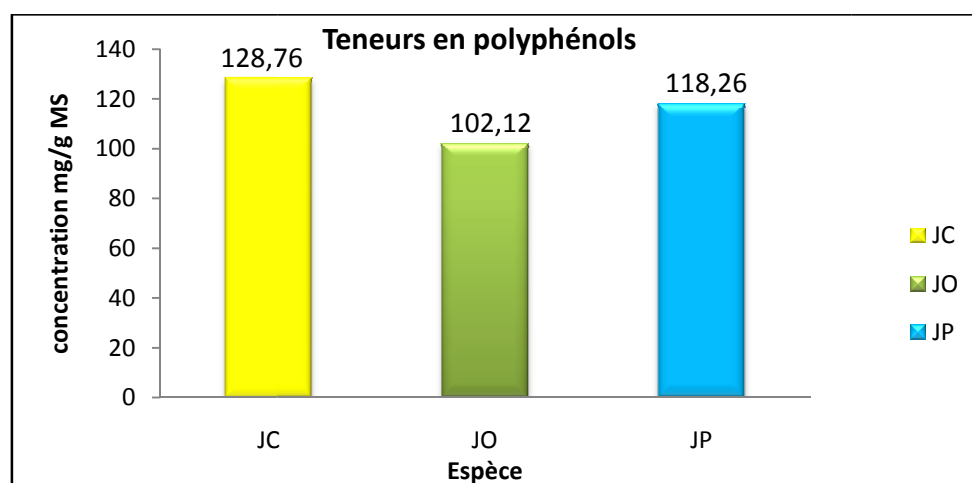


Figure 31 : Teneurs en polyphénols totaux de différentes espèces étudiées.

V.1.2.2. Teneurs en flavonoïdes

La figure 32 montre que *Juniperus oxycedrus* possède le taux le plus élevé en flavonoïdes avec 38,44 mg /g MS par rapport aux deux autres espèces, *Juniperus communis* et *Juniperus phoenicea* qui présentent des valeurs proches 26,43 mg/g MS et 28,47 mg/g MS respectivement.

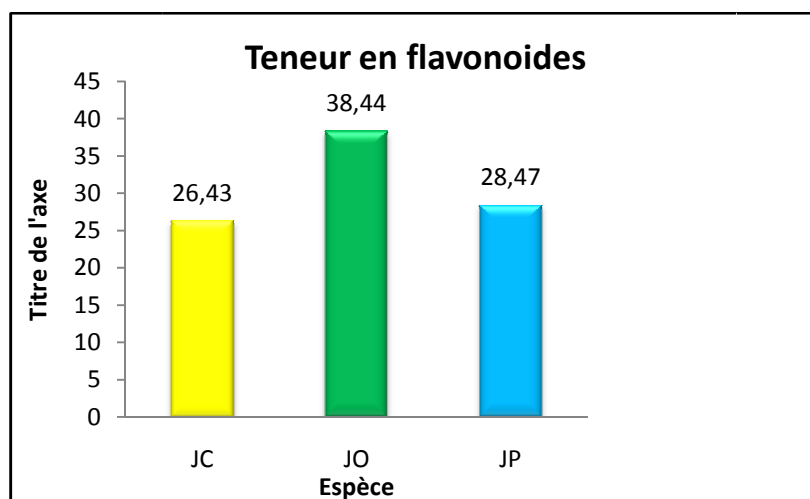


Figure N° 32 : Teneur en flavonoïdes des trois espèces.

V.1.2.3. Teneurs en Tanins

D'après la figure 33, tous les échantillons ont montré des quantités relativement proches en tanins, elles varient de 0,93 mg EAT /g d'extrait à 1,03 mg EAT /g d'extrait.

Nos résultats comparés avec ceux de **Bounif et Dahmani, (2011)** montrent la même tendance, en effet *Juniperus phoenicea* s'illustre par la teneur la plus élevée, viennent par la suite dans l'ordre *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis*.

Nos résultats ne concordent pas avec les résultats de **Djeridane et al, (2006)** cela peut être expliqué par les modifications apportées dans le protocole, standard utilisé, conditions expérimentales, et les conditions climatiques.

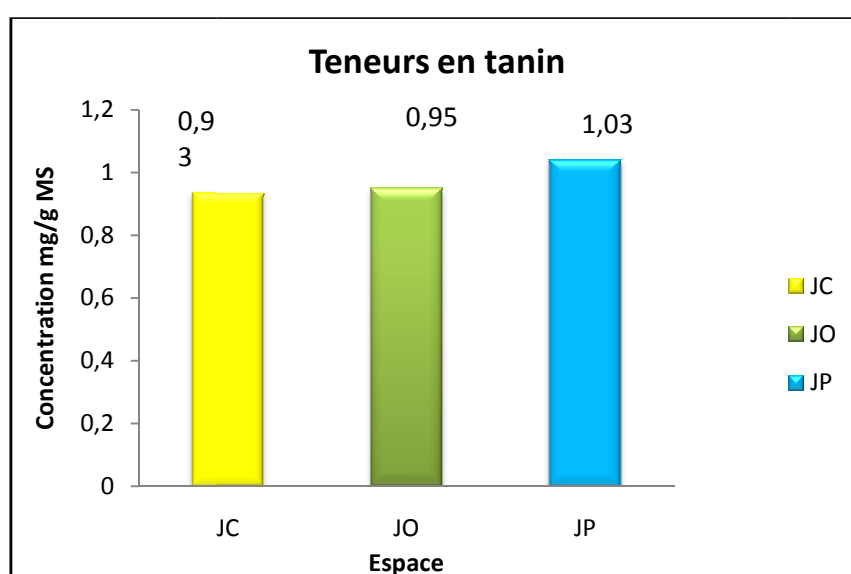


Figure N° 33 : Teneurs en tanins de différentes espèces étudiées.

V.2. Analyse du rendement en huiles essentielles

L'ensemble des résultats obtenus sont portés dans les tableaux VIII, IX et X.

V.2.1. Variabilité intraspécifique

V.2.1.1. *Juniperus communis*

Selon le tableau VIII, *Juniperus communis* a une teneur de 0,63% à une altitude de 1583 m et 0,66% à 1448 m, on ne remarque pas une différence significative entre les deux stations donc on peut dire que l'altitude n'influe pas sur le rendement.

Tableau VIII : Rendement d'extraction des huiles essentielles de *Juniperus communis*.

Echantillon	Altitude m	Rendement %	Moyenne %
01 JC	1583	0,63	0,64%±0,09
02 JC	1448	0,66	

V.2.1.2. *Juniperus oxycedrus*

D'après le tableau IX, le rendement de cette espèce récoltée en différentes stations et altitudes varie de 0,51 % à une altitude de 1303 m et 0,67 % à 452 m, comparant entre les deux régions d'étude, on observe que les plantes récoltées à Toudja sont plus riches en huiles essentielles que celles prélevées au Djurdjura. Nos résultats corroborent ceux de **Salido et al, (2002)** qui ont travaillé sur l'oxycedre en Espagne et ont trouvé un taux d'extraction de 0,7%, par rapport aux résultats de **Bounif et Dahmani, (2011)** qui ont trouvé un taux de 0,26%, les nôtres sont supérieurs. Cela peut être expliqué par les conditions climatiques neigeuses qui ont régné durant la période Février-Mars 2012 et qui nous rappellent le climat de l'Europe du sud.

Tableau IX: Rendement d'extraction des huiles essentielles *Juniperus oxycedrus*.

Echantillon	Altitude m	Rendements %	Moyennes de la région %	Moyenne de l'espèce %
1 JO	452	0,65	0,65%±0,066	0,59% ± 0,11
2 JO	452	0,63		
3 JO	452	0,67		
4 JO	719	0,53	0,53 %±0,16	
5 JO	1303	0,51		
6.09 JO	1152	0,57		

V.2.1.3. *Juniperus Phoenicea*

Le tableau X, révèle que *Juniperus phoenicea* a un rendement de 0,41%±0,02 au niveau de Toudja correspondant à une altitude de 719 m et de 0,68%±0,085 à Gouraya qui est à 598 m d'altitude. On note une différence en teneur qui n'est pas négligeable au niveau de ces deux stations. **Derwich et al, (2010)** ayant travaillé sur la même espèce au Portugal et en Grèce, ont trouvé des résultats analogues, en revanche, la comparaison avec ceux de **Bounif et Dahmani, (2011)** montre que nos rendements sont plus élevés. On pourrait avancer la même explication que pour l'espèce *Juniperus oxycedrus*.

Tableau X: Rendement d'extraction des huiles essentielles *Juniperus phoenicea*.

Echantillon	Altitude m	Rendements %	Moyenne de l'espèce %	Moyennes %
1 JP	598	0,62	0,68%±0,085	0,54%±0,15
2 JP	598	0,65		
3 JP	598	0,78		
4 JP	719	0,41	0,41%±0,02	
5 JP	719	0,39		
6 JP	719	0,43		

V.2.2. Comparaison interspécifique

Une comparaison entre les trois espèces étudiées, et les résultats sont présentés dans le tableau XI et la figure 34.

Il en ressort que le *Juniperus communis* est le plus riche en huiles essentielles, le *phoenicea* est le plus pauvre tandis que l'oxycedre a une teneur intermédiaire.

Tableau XI: Moyennes en huiles essentielles des trois espèces du Genevrier.

Espèces	<i>Juniperus phoenicea</i>	<i>Juniperus oxycedrus</i>	<i>Juniperus communis</i>
Moyenne %	0,54±0,15	0,59±0,11	0,64±0,09

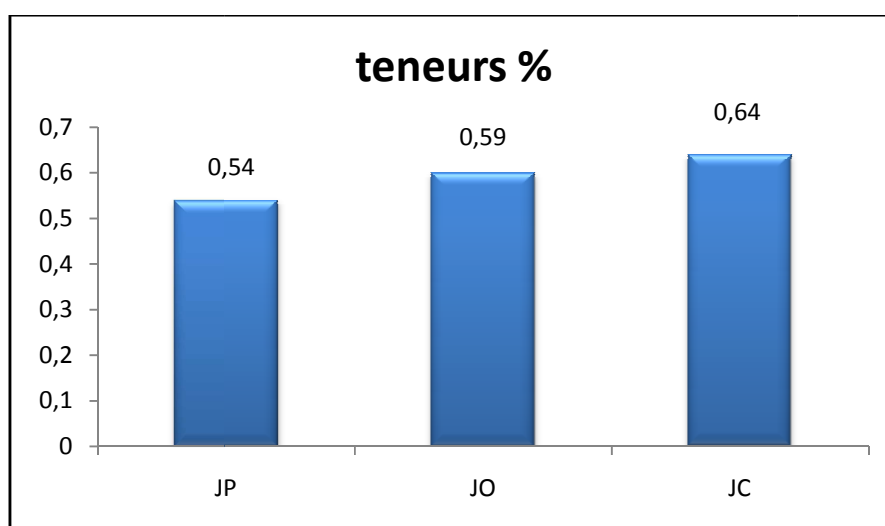


Figure N° 34: Teneurs en huiles essentielles des trois espèces.

Nos valeurs corroborent celles de **Derwich et al, (2010)**, ou ils ont enregistré un rendement de 0,41% au Portugal et 0,58 % en Grèce.

La teneur en huiles essentielles varie selon plusieurs facteurs : les conditions de croissance (comme la lumière, la température, l'eau, les éléments nutritifs, le degré de maturité, etc.), la partie de la plante, les facteurs de stress subi par la plante et le moment de la journée pendant lequel la plante a été récoltée.

Plusieurs raisons ont menés au retour de l'usage des plantes médicinales, la découverte des propriétés curatives des plantes et les principes actifs qui agissent en profondeur sans aggraver l'organisme. Le genévrier a été choisi en raison de son utilisation en médecine traditionnelle dans le sud de la méditerranée (Afrique du Nord) notamment en Kabylie, ainsi que le peu d'études qui lui ont été consacrées.

L'extraction des composés phénoliques à partir des trois espèces : *Juniperus phoenicea*, *communis* et *Juniperus oxycedrus* a été réalisée selon un protocole défini par **Oomah et al, (2010)**. Après le dosage, l'évaluation quantitative des phénols totaux, des flavonoïdes et des tannins indique que la richesse du genre en ces substances est variable d'une région à l'autre, d'une espèce à l'autre mais également au sein de la même espèce.

Notre étude a montré que l'espèce *Juniperus communis* est la plus riche en polyphénols; les flavonoïdes sont plus abondants chez *Juniperus oxycedrus* ; les tanins dominent chez l'espèce *Juniperus phoenicea*.

Pour ce qui est des huiles essentielles, cette étude a montré que le meilleur rendement est constaté chez le genévrier commun avec une teneur de $0,64\% \pm 0,09$ vient par la suite l'oxycedre et enfin le genévrier de Phénicie.

L'échantillonnage dans différentes stations nous a permis de constater une variabilité entre les régions, *Juniperus phoenicea* de Gouraya accumule plus de polyphénols et d'huiles essentielles que celui de Toudja. Pour *Juniperus oxycedrus*, les échantillons de Toudja ont un rendement supérieur en huiles volatiles qu'en polyphénols par rapport à ceux de Djurdjura.

Il serait intéressant d'étaler la période d'échantillonnage pendant toute l'année et il serait judicieux de séparer les rameaux, des feuilles et des fruits afin de spécifier la localisation des différents principes actifs.

Comme il serait souhaitable de compléter cette étude par des analyses plus fine telles la CPG et HPLC afin de préciser la nature des composés responsables de différentes activités et réaliser en parallèle des tests biologiques (antibactérienne, anti-inflammatoire, antioxydant....).

A

- **Adams R. P. (2004).** Junipers of the world: The genus *Juniperus* Trafford Publ., Victoria, BC.
- **Adrian J., Fragne R. (1995).** La science alimentaire de A à Z. Ed : Tech et doc : Lavoisier. Pp : 165-166.
- **Akiyama H., Fujii K., Yamasaki O., Ooni T et Iwatsuki K, (2001).** Antibacterial action of several tannins against *Staphylococcus aureus*. Journal of Antimicrobial Chemotherapy, Vol: 48. pp: 487-491.
- **Amarowicz, R.; Dykes, G. A. and Pegg, R. B. (2008).** Antibacterial activity of tannin constituents from *Phaseolus vulgaris*, *Fagopyrum esculentum*, *Corylus avellana* and *Juglans nigra*. *Fitoterapia*, 79(2): 17–219.
- **Amarti F., Satrani B., Ghanmi M., Farrah A., Aarab L., El Ajouri M. et Chaouch A. (2010).** Comparaison chimique et activités antimicrobienne des huiles essentielles de *Thymus Algeriensis* Boiss et Reut. *Biotechnol. Agron. Soc.* Vol : 14. 141-148.
- **Annie L. (2008).** Biodiversité des plantes médicinales québécoises et dispositifs de protection de la biodiversité et de l'environnement, université du Québec à montréal. pp:197.
- **Aubineau M., Bermont A., Bougler J., Ney B et Estrad J-R Pierre Morlo. (2002).** Larousse agricole. Ed : Masson. pp : 211-212.

B

- **Bahorun T., Gressier B., Trotin F., Brunet C., Dine T., Luyckx M., Vasseur J., Cazin M., Casin J.C. et Pinkas M. (1996).** Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Journal of Arzneim-Forsch Drug Research*. Vol: 46. pp: 186-198.
- **Barthe S. (2007).** Les huiles essentielles, désintoxiquer et fortifier l'organisme, Éd. Exclusif. Pp: 211-217.
- **Bayer E., Buttler K.P., Finkenzeller X., Gran J. (1990).** Guide de la flore méditerranéenne, caractéristique, habitat, distribution et particularité de 536 espèces. Ed : Delchaux et niestlé. pp: 10.
- **Beauchesne A., Bellefleur E., Lacroix G. (2006).** L'huile essentielle d'orange.

- **Belyagoubi L-M. (2006).** Effets de quelques essences végétales sur la croissance des moisissures de détérioration de céréales. Thèse magister. Université de tlemcen.
- **Ben amor B. (2008).** Maîtrise de l'aptitude de la matière végétale dans les opérations d'extractions de principes actifs ; texturation par détente instantanée contrôlée **Dic.** thèse de doctorat de génie des procédés industriels. Pp : 20
- **Bezengre L. Beauquesne. Pinkas M., Torck M., Trotin F. (1990).** Plantes médicinales des régions tempérées. Ed : Maloine. P: 22-23.
- **Boubrit S et boussad N. (2007).** Détermination "in vitro " du pouvoir antibactérien des huiles essentielles d'eucalyptus, myrte, clous de girofle et sarriette, et leur application à la conservation de la viande, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. pp: 176.
- **Boudet A. M. (2000).** L'usine chimique. 9ème conférence de l'université de tous les savoirs. France. pp: 1-16.
- **Bounif et Dahmani. (2011).** Contribution à l'étude de variabilité biochimique et morphologique du genre *Juniperus* en Kabylie. Pp : 49.
- **Bruneton, J, (1999).** Pharmacognosie, Phytochimie. Plantes médicinales. Technique et documentation. Edition: Lavoisier, Vol: 3. pp: 286-347.
- **Bruneton, J, (2009).** Terpenoides et stéroïdes in pharmacognosie, phytochimie plantes médicinales. Ed : Lavoisier. Pp : 261-274.

C

- **Cai, Y. Z.; Sun, M.; Xing, J.; Luo, Q. and Corke, H. (2006).** Structure–radical scavenging activity relationships of phenolic compounds from traditional Chinese medicinal plants. *Life Sciences*, 78: 2872 – 2888.
- **Çanakçi, C. F., Çiçek, Y., and Çanakçi, V. (2005).** Reactive oxygen species and human inflammatory periodontal diseases. *Biochemistry (Moscow)*, Vol: 6. Pp: 619-628.
- **Cavaleiro C., Pinto E., Gonc, Alves M.J. and Salgueiro L. (2006).** Antifungal activity of *Juniperus* essential oils against dermatophyte, *Aspergillus* and *Candida* strains, *journal of applied Microbiology* ISSN, 100: 1333-133.
- **Chira.K, J.-H. Suh, C. Saucier, P.-L. Teisséd. (2006).** Les Phytothérapie, Numéro 1: 3-6.

- **Chira, K. ; Suh, J.H. ; Saucier, C. and Teissèdre, P. L. (2008).** Les polyphénols du raisin. *Phytothérapie*, 6 : 75-82.
- **Couplan F. (2008).** Reconnaître facilement les plantes sous titre par l'odorat, le goût le toucher. Ed: delachaux et Niestlé. PP: 256.
- **Cowan, M. (1994).** Plant Product as antimicrobial agent. *Clinical Microbiology Review*, 12: 565-571.

D

- **Delaveau. (1988).** Polyphénols et tannins dans l'alimentation. *Cah, Nutr, Diet*, 23 : 137-139.
- **Demoffarts, B.; Kirschvink. N.; Pincemail, J. and Lekeux, P. (2005).** Impact physiologique et pathologique du stress oxydant chez le cheval. *Annales de Médecine Vétérinaire*, PP: 149 : 1-9.
- **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 et biologie*. Vol:12, 199-204.
- **Djabou N. (2006).** *Sambucus Nigra L.*, une plante de la pharmacopée traditionnelle Nord africaine ; Mémoire de magister; université abou bekr belkaid-tlemcen, pp : 132.
- **Djerridane A., Yousfi M., Nedjmi B., Boutassouna D., Stoccker P., Vidal N., (2006).** Antioxydant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry*. Vol: 97. 654 -660.
- **Dob T and Dahmane D. (2007).** Chemical composition of the essential oil of *juniperus phoenicea L.* from Algeria. *journal of essential oil reseaech*. **20**: 15-19.
- **Dudareva, N., F. Negre, D.A. Nagegowda and I. Orlova. (2006).** Plant volatiles: Recent advances and future perspectives. *Crit. Rev. Plant Sci.*, 25: 417-440.
- **Dupont P. (2003).** propriétés physiques et chimiques des huiles essentielles. Ed : tec et doc. pp : 187.
- **Durrafour C., Lapraz J.C.(2002).** Médecine et endobiogénie in « traité de phytothérapie clinique ».Ed Masson.Pp :6-7-8.

E

- **Elian. (2011).** Les fiches de plantes exotiques ; édition *garden Breizh*. Pp: 101.
- **El-Kalamouni C. (2010).** Caractérisations chimiques et biologiques d'extraits de plantes aromatiques oubliées de Midi-Pyrénées.thèse de doctorat.université de Toulouse.pp123-124.
- **Ephraim P. Lansky, Robert A. Newman. (2007).** *Punica granatum* (pomegranate) and its potential for prevention and treatment of inflammation and cancer revue Journal of Ethnopharmacology, PP: 177-206.

G

- **Ghidira, K. (2005).** Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie*, 4: 162-169.
- **Groussard, C. (2006).** Stress oxydatif et exercice anaérobie. *Science et Sports*, 21: 62–67.
- **Gurib-Fakim A. (2006).** Medicinal plants: Traditions of yesterday and drugs of tomorrow. *Molecular aspect of medicine*, 27, 1- 93.

H

- **Hadi. M, (2004).** La quercitine et ses dérivés, molécules à caractères peroxydant ou capteur de radicaux libre, étude et application thérapeutique. thèse de docteur en science de l'université Luis pasteur ,268p .
- **Haddouche F., Benmansour A. (2008).** Les huiles essentielles, utilisation et activités biologiques, application de deux plantes aromatiques. *Les technologies de laboratoire*. 8 :20-27.
- **Halimi A. (2007).** plantes médicinales; halimi abel-kader, pp: 207.
- **Halliwell, B. (2008).** Are polyphenols antioxidants or pro-oxidants. What do we learn from cell culture and *in vivo* studies? *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 476: 107-112.
- **Hayouni, E.; Abedrabba, M.; Bouix, M. and Hamdi, M. (2007).** 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 Chemistry*, 105: 1126-1134.

- **Heller R.**, Esnault R., Claude L. (1998). Physiologie végétale. 1- nutrition. Ed :Dunod, Paris. Pp : 297-298.
- **Hennebelle T., Sahpaz S. et Bailleul F. (2004).** Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie*, 1: 3-6.
- **Huguette M.** (2008). La route des épices, aromatisants, condiments et mélange d'épices. Ed : sang de la terre, paris.p190.

I

- **Iserin P. (2001)** ; Encyclopédie des plantes médicinales ; Edition Larousse. Pp: 335.

J

- **Jean-marc R., Lucille P., Michel C., Jacques E., Loic L, (2007).** Flavonoïd diversity and biosynthesis thaliana, 96-107: pp224.

K

- **Kaennel M et Dobbertin K. (2006).** Les arbres en question: généreux genévrier, Institut fédéral de recherches sur la forêt, la neige et le paysage WSL, à Birmensdorf. pp 24-25.
- **Kasperek M ; Suhel A. (2008).** Les plantes médicinales ; *Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ) GmbH* ; 06196 79 – 1115.
- **Konko C., El-hadj Sawaliho B., Kone S., Koukoua G., Yao thomas. (2004).** Etude des propriétés physico-chimie des huiles essentielles de *Lippia multiflora*. mémoire. N° 7.1039-1042.
- **Krief S. (2003).** Métabolites secondaires des plantes et comportement animal. Pp:143.

L

- **Lardery J., Haberkorn V., Rey K. (2007).** L'aromathérapie et les huiles essentielles .vol: 61. Pp : 14-17.
- **Lahlou M. (2004).** Methods to study the phytochemistry and bioactivity of the essential oil phytotherapy research. 18:435-448.
- **Liang, D.; Wang, J.; Wang, Y.; Wang, F. and Jiang, J. (2008).** Behavior of tannins in germanium recovery by tannin process. *Hydrometallurgy*, 93: 140-142.

M

- **Maamri.S, (2008).** Etude de *pistacia atlantica* de deux régions de sud algerie : dosage des lipides, dosage des polyphénols, essais anti leishmaniens, thèse de magistère université M'hamed bougara, boumerdes, pp : 141.
- **Macheix J.J., Fleuriet A., Jay. (2005).** Un exemple de métabolismes secondaires d'importance économique. In: Les composés phénoliques des végétaux. presse polytechnique universitaire Romandes.
- **Marfak A, (2003).** Radiolyse Gamma des flavonoïdes .Etude de leur activité avec les radicaux issus des alcools : Formation de depsides , thèse de Doctorat, université de Limoges .187.
- **Mazari K., Bendinerad N., Benchikhi Ch., Fernandez X. (2010).** Chemical composition and antimicrobial activity of essential oil isolated from Algeria *Juniperus phoenicea* L and *Cupressus sempervirens*. Medicinal plants research. 4(10): pp: 959-964.
- **Mebarki N. (2010).**Extraction de l'huile essentielles de thymus fantanisi et application à la formulation d'une forme medicamenteuse-antimicrobienne.These magister. Université de Boumerdes.pp :124.
- **Michèle k et Koni H. (2006) ;** Les arbres en question ; Généreux genévrier ; Un arbre de vie aux multiples visages ; la foret ; Pp: 25-25.
- **Mohammedi .Z. (2006).** Flavonoids as antioxidants.J.Am.Chem.Soc.116, 4846-4851.

O

- **Olivier L, Duval D. (2006),** préparateur en pharmacie, dossier 1 « chimie – biochimie » ; chapitr 2 ; Paris, pp: 235.
- **Oomah, B. D., Corbé, A., & Balasubramanian, P. (2010).** Antioxidant and anti-inflammatory activities of bean (*Phaseolus vulgaris* L.) hulls. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 58, 8225–8230.
- **Ozenda P., (2000).** Les végétaux, organisation et diversité biologique. Ed: Dunod. Pp: 296-298.

P

- **Paolini J. (2006).** Caractérisation des huiles essentielles par CPG/Ir, CPG/SM et RMN du carbon 13 de *Citrus Albidus* et de deux asteraceae endemiques de corse :

Eupatorium Cannabinum sub sp Corsicum et Doronicum Corsicum.

- **Pascale S-M, Véronique C. (2006)**, Les plantes médicinales, pp : 395.
- **Paul. S, Ferdinand W. (2006)**. Analyse, description et utilisation de 400 plantes, Guide des plantes médicinales, Ed delachaux, chapitre 7 : composés aromatique, pp : 396.
- **Pelt J.M. (2001)**. Les nouveaux actifs naturels. Ed : Marabout. Paris.pp :76-79.
- **Perret C. (2001)**. Analyse de tanins inhibiteur de la stilbéne oxydase produite par Botrytis cinerea pers, Thèse de doctorat, université de Neuchatel –Institu de chimie pp: 184.
- **Pierangeli G., Vital G and Windell R. (2009)**. Antimicrobial activity and cytotoxicity of Chromolaena odorata (L.f). King and robinson and Uncaria perrottetti (A.Rich) Merr. Extracts.J.Medicinal plants Res.3 (7): 511-518.

R

- **Rameau G-c., Mansion D., Dumé G. (2008)**. Flore forestière française : région méditerranéenne. Institut pou le développement forestier. Pp: 2426.
- **Rice-Evans, C. (2001)**. Flavonoid Antioxidants. *Current Medicinal Chemistry*, Vol: 18. Pp: 797-807.
- **Richter G. (1998)**. Composés phénoliques. In: « Métabolisme des végétaux : physiologie et biochimie ». *Presses polytechniques et universitaires romandes*. Pp : 317.
- **Rivera L. (2006)**. Etude de l'extraction de métabolites secondaires de déférentes matières végétales en réacteur chauffé par induction thermomagnétique directe. pp: 284.
- **Rhode R. (1998)**.Extraction liquide –liquide.Lycée pradeau la sede tarbes.
- **Rodriguez-Vaquero M.J., Alberto M.R. et Manca de Nadra M.C, (2007)**. Antibacterial effect of phenolic compounds from different wines.,*Food Control*, Vol:18. Pp: 93-101.
- **Roquebert M-F(2002)**. Les contaminants biologiques des biens culturels.Edition Elsevier.Paris.pp: 419.
- **Royer M., Houde R. (2010)**. Potentiel de développement lié aux extractibles : Etats des connaissances et revues des marché. Volet 2 : Technologie de conversion. Ed : WEB, Quebec Wood Export Bureau. Pp: 8.
- **Russell T et Cutler C. (2008)**. Encyclopédie mondiale des arbres catherine cutler paris.Ed: Hachette pratique. pp : 256.

S

- **Sarni M., Biondi F., Mandalari G., Arridon D., Bisignano G., (2006).** Chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities of the essential oil of several population of Algerian *Origanum glandulosum* Desf. *Flavour and Fragrance Journal*, Vol :21. pp: 890-898.
- **Small E., Dentsch G. (2001).** Nos jardins de pays froids. Ed : CNRC. Pp:90.
- **Solido S., Altarejos J., Noguera M., Sanchez A., Pannecouque C., Witvrouw M., De Clercq E. (2002).** Chemical studies of essential oils of *Juniperus oxycedrus* ssp. *badia*. *Journal of Ethnopharmacology*. Vol:18. pp:129-134.
- **Sun, T. & Ho, C. (2005).** Antioxidant activities of buckwheat extracts. *Food Chemistry*. 90 :743-749.

T

- **Telli A., Mahboub N., Boudjeh S., Siboukeur O., Mati F. (2010).** Optimisation des conditions d'extraction des polyphénols de dattes lyophilisées (*Phoenix dactylifera*) variétés Ghars. *Annales des sciences et technologies*. Vol.2. pp :217.
- **Turgeon M. (2001).** Profil des produits forestiers première transformation « huiles essentielles ». *Ressources naturelles*. pp : 1-16.

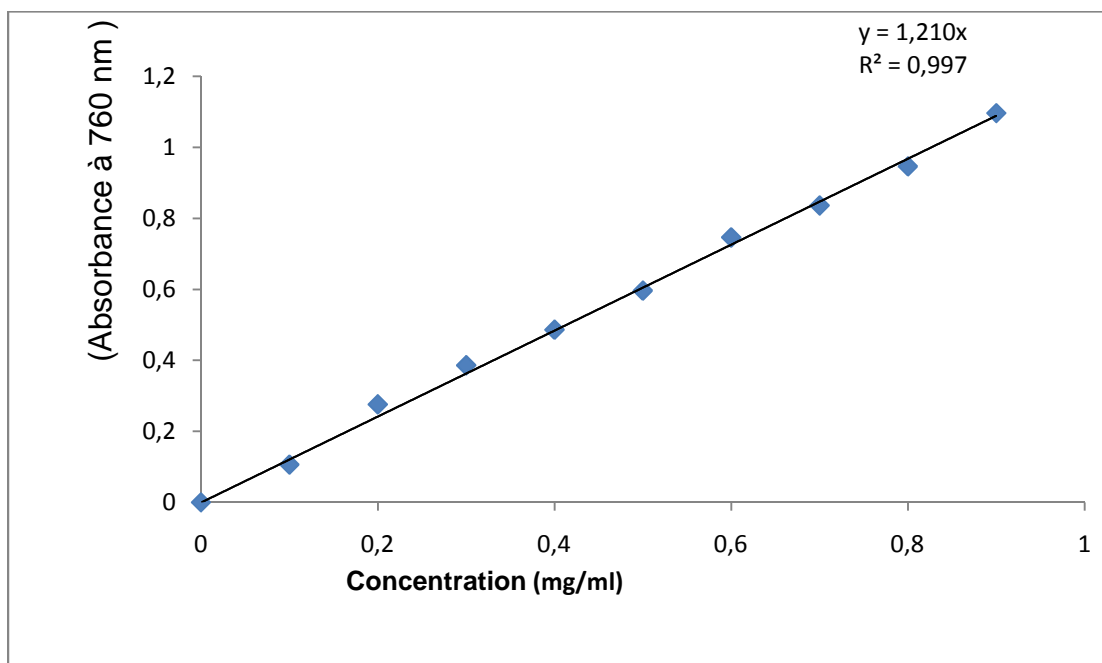
V

- **Van Bol J-M. (2007);** Jardin des plantes à couleurs, Éditeur responsable: secrétaire communal. Pp : 68.
- **Varlet E. (2008).** Description des espèces. In *Decouvrez les fruits sauvages*. Ed : Elleboresang de la terre. Pris. P 254.
- **Vermerris W., Nicholson F. (2006).** *Phenolic compound biochemistry*. Ed: Springer pp: 151-152.

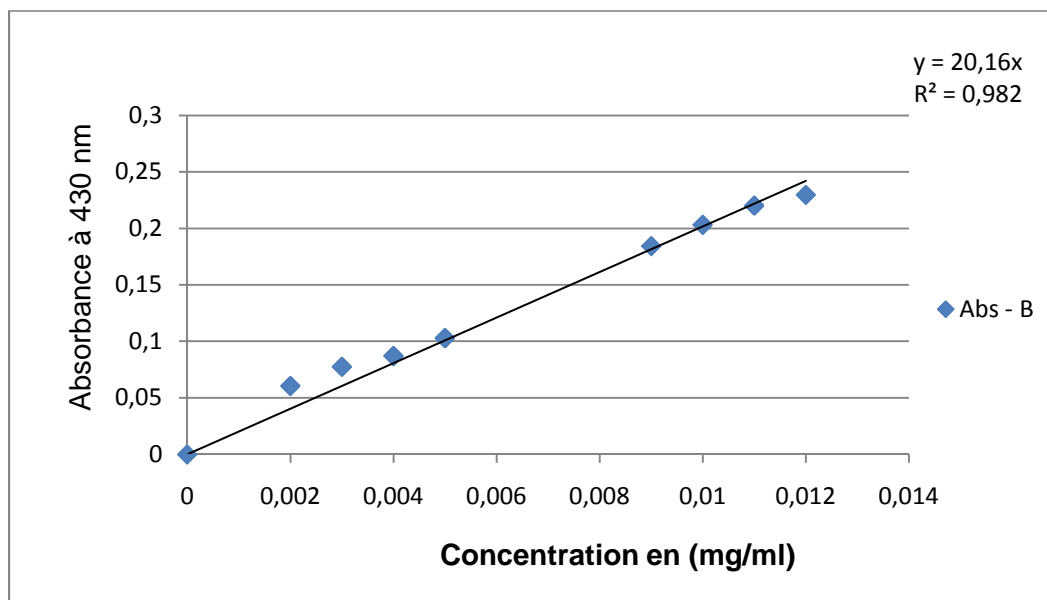
W

- **Wilfred V. (2006).** *Phenolic compound biochemistry, University of Florida, Gainesville, Springer*, pp: 285.
- **Wolfgang. (2008);** *Les indispensables nature de Delachaux ; 350 plantes médicinales ; édition française: S, A, Paris, pp : 256.*

Annex 1



Courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.



Courbe d'étalonnage réalisée avec la quercétine pour le dosage des flavonoïdes.

Annexe 2

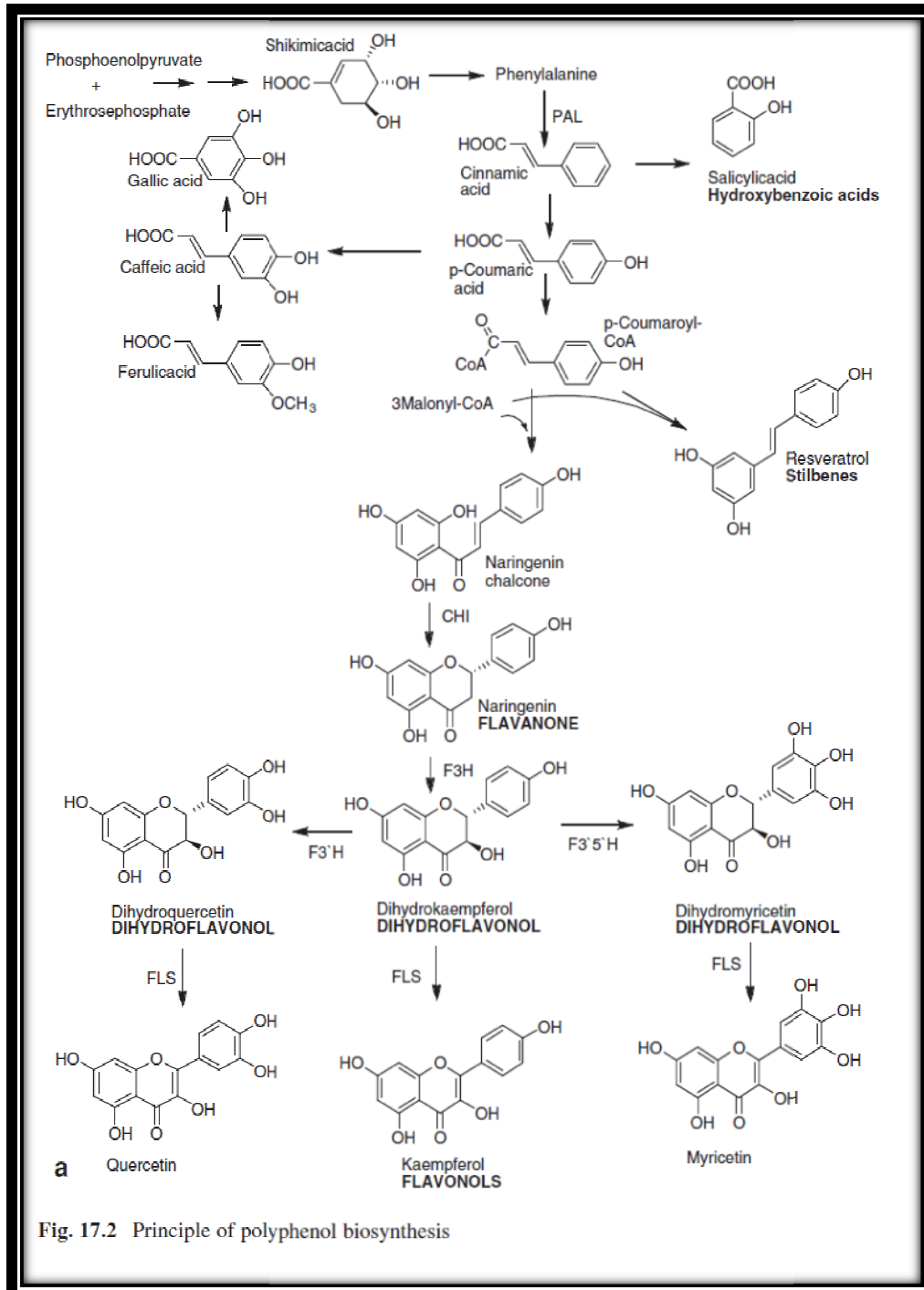


Fig. 17.2 Principle of polyphenol biosynthesis

Biosynthèse des polyphénols

Annexe 3

Matériels utilisés

- Broyeur électrique.
- Tamiseur.
- Balance de précision.
- Centrifugation (2900 tours/mn).
- Spectrophotomètre.
- Plaque d'agitation.
- Micropipettes 100 μ , 1000 μ .
- Baro magnétiques.
- Papier aluminium.
- Dessiccateur.
- Etuve WTB Binder.
- Hydrodistillateur.
- Ballons 1000 ml.

Solutions et réactifs chimiques

- Ethanol 99%.
- Carbonate de sodium.
- Folin ciocalteu.
- Chlorure d'aluminium.
- Acide gallique.
- La quercitine.
- Eau distillée.

Résumé

Dans le cadre de la valorisation des plantes médicinales et aromatiques, nous avons procédé au dosage des composés phénoliques et huiles essentielles de trois espèces du Genévrier: *Juniperus phoenicea*, *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis*, récoltés dans différentes stations: Gouraya, Toudja, et Djurdjura. Nos résultats relatifs, montrent une variation quantitative des teneurs en phénols, flavonoïdes, tanins et huiles essentielles d'une espèce à l'autre mais aussi au sein de la même espèce. *Juniperus communis* a la teneur la plus élevée en polyphénols et également le rendement supérieur en huiles essentielles qui sont 128,76mg/g MS et 0,64% ± 0,09 respectivement.

Mots clés : plantes aromatiques, *juniperus*, espèces, composés phénoliques, flavonoïdes, tanins, huiles essentielles.

Abstract

In order to explore the medicinal and aromatic plants, we proceeded to the analysis of phenolics and essential oils of three juniper tree species: *Juniperus phoenicea*, *Juniperus oxycedrus* et *Juniperus communis*, harvested in deferent regions Gouraya, Toudja, et Djurdjura. Our results show a quantative variation in phenol, falconoid, tannin and essential oil contents, varies between the species and even within the same species. *Juniperus communis* have the high yield in polyphenols and essential oils that are 128,76mg/g MS et 0,64% ± 0,09 respectively.

Keys words: Aromatic plants, *juniperus*, species, phenolic compounds, falconoid, tannin, essential oil.