

République Algérienne démocratique et populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE KASDI MERBAH OUARGLA

Faculté des sciences de la nature et de la vie

Département des sciences biologiques



THESE

En vue de l'obtention du diplôme de Doctorat ès sciences

en Biologie

THEME

Effet de différents modes de séchage de quelques plantes sahariennes à caractère médicinales sur leur contenu phénolique et leurs activités biologiques

Présentée et soutenue publiquement Par :

MAHBOUB Nasma

Le : 21/02/2018

Devant le jury

Présidente	BISSATI BOUAFIA Samia	Pr.	Univ. Ouargla
Directrice de thèse	OULD EL HADJ KHELIL Aminata	Pr.	Univ. Ouargla
Examineurs	OUAHRANI Mohammed Ridha	Pr.	Univ. El Oued
	BOURAS Noureddine	Pr.	Univ. Ghardaïa
	HALIS Youcef	MRA	CRSTRA –Biskra-
	BOUAL Zakaria	MCA	Univ. Ouargla

Année universitaire : 2017/2018

Remerciements

Avant tout, mes remerciements infinis sont adressés à « Dieu le Tout Puissant » de m'avoir donné le courage et la santé pour achever ce travail.

*L'encadrement scientifique de ce travail a été assuré par madame **OULD EL HADJ KHELIL Aminata**, Professeur de Biologie moléculaire à la Faculté des sciences de la nature et de la vie de l'université KASDI Merbah Ouargla. Je tiens vivement à lui exprimer ma profonde reconnaissance et gratitude pour sa disponibilité, sa patience, sa compréhension, ses qualités humaines et ses intérêts portés pour mon sujet de recherche. Je la remercie de m'avoir fait confiance et d'avoir été présent aussi souvent que possible malgré ses tâches administratives ; son soutien permanent et son dynamisme m'ont permis d'avancer plus loin dans mes recherches.*

*Mes remerciements vont aussi à madame **BISSATI BOUAFIA Samia**, Professeur à la Faculté des sciences de la nature et de la vie de l'université KASDI Merbah Ouargla, d'avoir ménagé son temps pour présider et critiquer ce travail. Je suis particulièrement reconnaissant et honoré par sa participation au jury de cette thèse.*

*Je remercie Monsieur **OUAHRANI Mohammed Ridha**, Professeur à l'université Echahid Hamma Lakhdar d'El oued, qui a bien voulu accepter de participer au jury de cette thèse. Pour le temps qu'il y a consacré, je voudrais qu'il reçoive mes remerciements. Ensuite qu'il me soit permis d'adresser mes remerciements à Monsieur **BOURAS Noureddine**, Professeur à l'Université de Ghardaïa, pour avoir bien voulu faire partie du jury et tant que examinateur, qu'il reçoit ici mes remerciements sincères.*

*Je tiens à exprimer ma profonde reconnaissance à Monsieur **HALIS Youcef**, maître de conférences et chercheur à centre de recherche scientifique et technologie dans les régions arides (CRSTRA), pour sa bonne humeur, son aide et ses encouragements, ainsi que pour l'attention qu'elle a bien voulu porter à ce travail, en acceptant de le juger en qualité de*

membre de jury. Je le remercie également pour sa contribution dans la réalisation de ce travail.

*J'adresse encore mes remerciements à Monsieur **BOUAL Zakaria**, maître de conférences à la Faculté des sciences de la nature et de la vie de l'université **KASDI Merbah** Ouargla et les membres du laboratoire de produits naturels qui contribuent par leur bonne humeur à créer un cadre de travail agréable.*

*J'adresse mes vifs remerciements à mon époux Monsieur **SLIMANI Noureddine** maître de conférences à l'Université **Echahid Hamma Lakhdar d'El oued**, pour m'avoir aidé à identifier les espèces végétales étudiées.*

*J'exprime également ma gratitude envers Monsieur **REBLAI A.** maître de conférences à l'Université **Echahid Hamma Lakhdar d'El Oued** pour leur aide et leur disponibilité afin de réaliser les analyses par chromatographie liquide à haute performance (HPLC) sans réserve.*

*J'adresse encore mes remerciements à tous les doctorants et les membres du Laboratoire de Valorisation et Technologie des Ressources Sahariennes **VTRS** et laboratoire pédagogique **M^{me} HEMMAMI Hadia**, **Mr TLIBA Ali**, **ADAIKA Aicha**, **GOUBI S.**, **Latifa**, **Selma**, **Bouchra** et **Mouna**) qui contribuent par leur bonne humeur à créer un cadre de travail agréable. Que tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin dans l'élaboration de ce travail trouvent ici l'expression de ma sincère gratitude.*

*Pour terminer, je dédie ce manuscrit à ma famille, tout particulièrement **mes parents** pour leur soutien, leur amour et leur sagesse qui m'ont permis d'aboutir au grade de Docteur en Biologie et de devenir la personne que je suis. Mes pensées vont à mes frères, mes sœurs pour leur présence de tous les instants, leur sympathie et leurs encouragements qu'ils m'ont apporté.*

MAHBOUB Nasma

Liste des abréviations

C	Concentration
°C	Degré Celsius
DMSO	Diméthylsulfatoxyde
DO	Densité optique
DPPH	2,2-diphényl-1-1-picrylhydrazyle
EAG	Equivalent acide gallique
EC ₅₀	Concentration efficace
EQ	Equivalent Quercétine
F	Fraîche
G	Gramme
Lyo	Lyophilisation
Mg	Milligramme
Mm	Millimètre
MS	Matière sèche
µg	Microgramme
µl	Microlitre
Nm	Nanomètre
Ph	Point isoélectrique
R	Rendement
SS	Séchoir solaire
T _R	Temps de rétention
ZI	Zone d'inhibition

Liste des figures

N°	Titre	Page
01	Séchoir solaire indirect ventilé (JANNOT, 2011)	23
02	Représentation des différents éléments composant la chaîne HPLC	27
03	Schéma de transformation du DPPH• de sa forme active (Violet) à celle inactive (Jaune) (VILLANO <i>et al.</i> , 2007)	31
04	Valeurs de rendements de différentes plantes étudiées	
05	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Calligonum comosum</i> séchée séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane	43
06	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Haloxylon scoparium</i> séché au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane	43
07	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Cotula cinerea</i> séchée au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane	44
08	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Cotula cinerea</i> étuvée après la séparation par Dichlorométhane	44
09	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Haloxylon scoparium</i> séchée à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane	45
10	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Aristida pungens</i> lyophilisée après la séparation par Dichlorométhane	45
11	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Aristida pungens</i> étuvée après la séparation par Dichlorométhane	46
12	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Oudneya africana</i> lyophilisée après la séparation par Dichlorométhane	46
13	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Helianthemum lippii</i> séché au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)	47
14	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Retama retam</i> lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane	48
15	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Oudneya africana</i> séché à l'étuve après la séparation par Dichlorométhane	48
16	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Calligonum comosum</i> séché à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane	49
17	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Calligonum comosum</i> séché à l'étuve après la séparation par Dichlorométhane	49

18	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Cymbopogon schoenanthus</i> lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)	50
19	Chromatogramme HPLC d'extrait d' <i>Helianthemum lippii</i> séché au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane	50
20	Chromatogramme HPLC d'extrait de <i>Cotula cinerea</i> séché à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane	51
21	Chromatogramme HPLC d'extrait d' <i>Aristida pungens</i> lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)	51
22	Teneurs en polyphénols de différentes espèces végétales étudiées	58
23	Teneurs en flavonoïdes totaux des différentes plantes investiguées	60
24	Teneurs en tanins des différentes plantes étudiées	62
25	Analyse en composantes principales (ACP) des polyphénols	66
26	Analyse en composantes principales (ACP) des flavonoïdes	67
27	Analyse en composantes principales (ACP) des tanins	68
28	Les différentes valeurs de EC ₅₀ des espèces investiguées	70
29	Analyse en composantes principales (ACP) de l'activité antioxydante	76
30	Activité anti bactéries Gram négatif de <i>Retama retam</i>	79
31	Activité anti bactéries Gram positif de <i>Retama retam</i>	80
32	Activité anti bactéries Gram négatif de <i>Oudneya africana</i>	81
33	Activité anti bactéries Gram positif de <i>Oudneya africana</i>	82
34	Activité anti bactéries Gram négatif de <i>Calligonum comosum</i>	83
35	Activité anti bactéries Gram positif de <i>Calligonum comosum</i>	84
36	Test de corrélation de l'activité antibactérienne de l'extrait de l' <i>Oudneya africana</i> séché à l'étuve vis à vis <i>E.coli</i>	88
37	Test de corrélation de l'activité antibactérienne de l'extrait de l' <i>Oudneya africana</i> lyophilisé vis-à-vis <i>S. aureus</i>	88
38	Test de corrélation de l'activité antibactérienne de l'extrait de <i>Retama retam</i> séché à l'air libre vis-à-vis <i>S. aureus</i>	89
39	Test de corrélation de l'activité antibactérienne de l'extrait de <i>Calligonum comosum</i> séché à l'air libre vis-à-vis <i>E.coli</i>	89

40	Test de corrélation de l'activité antibactérienne de l'extrait de <i>Calligonum comosum</i> lyophilisé vis-à-vis <i>Micrococcus luteus</i>	90
-----------	--	-----------

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
I	Description botanique, propriétés et usage thérapeutique des plantes étudiées	12
II	Conditions opératoires de l'HPLC	26
III	Taxonomie et description des différentes souches microbiennes testées	33
IV	Rendement et couleur des différents extraits	37
V	Caractéristiques des étalons phénoliques analysés par HPLC	42
VI	Richesse en polyphénols et en flavonoïdes de différentes espèces investiguées par HPLC	53
VII	Quantification de quelques métabolites secondaires existant dans les espèces végétales investiguées	54
VIII	EC ₅₀ des différents extraits étudiés	71

Liste des photos

Photo	Titre	Page
Photo 01	<i>Retama retam</i> (Oued metlili, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien)	12
Photo 02	<i>Oudneya africana</i> (Oued chaab sebaa, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien)	13
Photo 03	<i>Calligonum comosum</i> (Région d'El oued, Sahara septentrional Est Algérien)	14
Photo 04	<i>Cymbopogon schoenanthus</i> (Oued metlili, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien)	15
Photo 05	<i>Helianthemum lippii</i> (Mahsar zelfana, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien)	16
Photo 06	<i>Haloxylon scoparium</i> (Metlili, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien)	17
Photo 07	<i>Cotula cinerea</i> (Oued chaab sebaa, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien)	18
Photo 08	<i>Aristida pungens</i> (khechem errih, région de Ouargla, Sahara septentrional Est Algérien).	19
Photo 09	<i>Asphodelus tenuifolius</i> (Oued chaab sebaa, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien)	20
Photo 10	<i>Escherichia coli</i> (ATCC 25922)	33
Photo 11	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (ATCC 27853)	33
Photo 12	<i>Staphylococcus aureus</i> (ATCC 25923)	33
Photo 13	<i>Micrococcus luteus</i>	33
Photo 14	Effet inhibiteur d'extrait méthanolique de <i>Oudneya africana</i> séchée à l'étuve vis à vis les quatre souches bactériennes appliquées	77
Photo 15	Effet inhibiteur d'extrait méthanolique de <i>Calligonum comosum</i> séchée à l'étuve vis à vis les quatre souches bactériennes appliquées	78
Photo 16	Effet inhibiteur d'extrait méthanolique de <i>Retama retam</i> lyophilisé vis à vis les quatre souches bactériennes appliquées	78

Sommaire

Introduction	2
Chapitre I – Méthodologie de travail	
I .1. Principe d'étude	10
I. 2. Matériel d'étude	10
I.2.1. Matériel végétal	10
I.3. Méthodologie	21
I.3.1. Echantillonnage	21
I.3.2. Techniques de séchage	21
I.3.2.1. Séchage à la température ambiante	21
I.3.2.2. Séchage à l'étuve (45 °C)	22
I.3.2.3. Séchage à l'aide d'un séchoir solaire	22
I.3.2.4. Séchage à l'aide d'un lyophilisateur	23
I.3.3. Méthode d'extraction	24
I.3.3.1. Extraction des composés phénoliques	24
I.3.3.1.1. Extraction au Méthanol/Eau	24
I.3.3.1.2. Calcul de rendement d'extraction	24
I.3.4. Analyse des composés phénoliques par Chromatographie liquide à haute performance (HPLC)	25
I.3.5. Dosage colorimétrique des composés phénoliques	28
I.3.5.1. Dosage des polyphénols totaux (PPT)	28
I.3.5.2. Dosage des flavonoïdes totaux (FVT)	28
I.3.5.3. Dosage de tanins condensés (CT)	29
I.3.6. Etude des activités biologiques	30
I.3.6.1. Activité antioxydante des extraits par le test DPPH[*] (2,2-diphényle-1- picrylhydrazyle)	30
I.3.6.2. Activité anti bactérienne des extraits	32
I.3.6.2.1. Présentation des souches microbiennes testées	32

I.3.6.2.2. Réalisation des aromagrammes	34
I.3.6. Analyses Statistiques	35
Chapitre II - Résultats et discussion	
II.1. Rendement d'extraction des différentes plantes étudiées	37
Discussion	40
II.2. Identification des composés phénoliques par Chromatographie liquide à haute performance (HPLC)	41
Discussion	52
II.3. Teneurs des extraits des plantes testées en composées phénoliques totaux	57
Discussion	63
II.4. Activités biologiques des extraits des plantes étudiées	69
II.4.1. Activité antioxydante des extraits par le test DPPH'	69
Discussion	73
II.4.2. Activité antibactérienne des extraits	77
Discussion	84
Conclusion	92
Références bibliographiques	96
Annexes	
Résumés	

Introduction

Introduction

Depuis l'antiquité, l'Homme utilise les plantes comme une source principale de nourriture. Par la suite, les plantes sont utilisées comme médicaments et remèdes afin de soigner les différentes maladies. Elles sont jusqu'à présent encore destinées à la santé humaine malgré les efforts des chimistes qui essayent de synthétiser de nouvelles molécules. D'après les études statistiques, plus de 25% des médicaments dans les pays développés dérivent directement ou indirectement des plantes (DAMINTOTI, 2005).

Selon l'organisation mondiale de la santé (OMS) (2003), près de 6377 espèces de plantes sont utilisées en Afrique, dont plus de 4000 sont des plantes médicinales, ce qui constitue 90% de la médecine traditionnelle en Afrique.

La médication par les plantes ou phytothérapie, était d'usage courant dans les plus anciennes civilisations qui s'intéressaient aux vertus curatives de certains végétaux. On peut dire qu'il s'agit d'une des premières manifestations de l'effort immémorial de l'homme pour comprendre et utiliser la nature (BOSSERDET et RIVOLIER, 1977).

Une plante médicinale est une plante dont l'usage pour beaucoup, l'expérimentation pour quelques uns a rapporté une activité dans la prévention des organes lésés par les maladies (FRANCIC, 1988).

Selon FARNSWORTH *et al*, (1986), la définition d'une plante médicinale est très simple. Il s'agit, en fait d'une plante qui est utilisée pour prévenir, soigner ou soulager divers maux.

Les plantes médicinales sont des drogues végétales dont au moins une partie possède des propriétés médicamenteuses. On appelle plante médicinale toutes plantes renfermant un ou plusieurs principes actifs capables de prévenir, soulager ou guérir des maladies (PARIS *et al.*, 2005 ; SCHAUBENBERG et PARIS, 2006). Certaines plantes contenant toute une gamme de matières efficaces, peuvent avoir des actions très différentes suivant leur mode de préparation (PARIS *et al.*, 2005).

Environ 35000 espèces de plantes sont employées par le monde à des fins médicinales, ce qui constitue le plus large éventail de biodiversité utilisé par les êtres humains. Les plantes médicinales continuent de répondre à un besoin important malgré l'influence croissante du

système sanitaire moderne (ELQAJ *et al.*, 2007).

L'Algérie, pays connu pour sa biodiversité, dispose d'une flore particulièrement riche et variée. On compte environ 3000 espèces de plantes dont 15% endémiques et appartenant à plusieurs familles botaniques (QUEZEL et SENTA, 1963). Ce potentiel floristique constitué de plantes médicinales, toxiques et condimentaires, est peu exploré du point de vue chimique et pharmacologique. A cet effet, il constitue à notre avis, une source non négligeable de recherche de substances naturelles.

La phytothérapie est un mot composé de deux mots grec ; phytos : plantes et trepia : traitement, il désigne donc l'utilisation des plantes dans le traitement des maladies (MOATTI *et al.*, 1983, BABA AISSA, 1991). Autrement dit, la phytothérapie est le traitement ou la prévention des maladies par l'usage des plantes (CARATINE, 1976). Elle est le trait des pathologies bénignes par les plantes médicinales, celles-ci sont consommées directement en nature, en l'état (tisanes) ou sous forme de préparation galénique après une simple transformation (poudre, extrait, teinture) (GZENDEL, 1999).

La phytothérapie, qui propose des remèdes naturels et bien acceptés par l'organisme, est souvent associée aux traitements classiques. Elle connaît de nos jours un renouveau exceptionnel en Occident, spécialement dans le traitement des maladies chroniques, comme l'asthme ou l'arthrite. De plus, les effets secondaires induits par les médicaments inquiètent les utilisateurs, qui se tournent vers des soins moins agressifs pour l'organisme. L'action de la phytothérapie sur l'organisme dépend de la composition des plantes (ISERIN, 2001).

Par ailleurs, la pharmacopée est un manuel qui renferme la nomenclature, les principes actifs, les effets des médicaments simples et composés des préparations officinales, des matériels et des pansements médicaux et chirurgicaux (CARATINI, 2003). Le médicament désigne toute substance ou composition possédant des propriétés curatives ou préventives à l'égard des maladies humaines ou animales, ainsi que tout produit pouvant être administré à l'homme ou à l'animal (TALBERT et WILLOQUET, 2003).

D'après GAZENGEL (1999), les plantes médicinales sont définies en pharmacopée comme des plantes dont, au moins une partie possède des propriétés médicamenteuses, les exigences relatives aux plantes médicinales et à leur préparation galénique.

Une plante ou partie de plante est utilisée en l'état, soit le plus souvent sous forme desséchée ou à l'état frais.

En parallèle, l'Aromathérapie est une thérapie qui étudie les propriétés médicales des huiles essentielles, des antibiotiques, substances aromatiques sécrétées par de nombreuses familles de plantes.

Dans le désert Algérien, on peut parcourir des kilomètres sans rencontrer la moindre création végétale, quoique dans quelques zones, nous pouvons trouver des plantes appartenant aux familles de chénopodiaceae, de asteraceae, de poaceae, de brassicaceae,... ayant des aspects et des facultés d'adaptation différentes (OZENDA, 1991 ; HAMMOUCHE et GHEYUCHE, 1988).

Aujourd'hui et après la découverte de l'industrie et de la chimie, les pharmaciens, mais également les médecins et les chimistes, cherchent à mieux connaître les espèces spontanées utilisées en médecine traditionnelle. Leur mode d'utilisation, leurs indications dans diverses pathologies ainsi que leurs principes actifs sont étudiés depuis une vingtaine d'années.

Le travail de OULD EL HADJ *et al.* (2003) a conduit à la caractérisation de la flore spontanée médicinale du Sahara septentrional Est Algérien et l'utilisation des plantes dans la pharmacopée traditionnelle et leur mode d'utilisation, ainsi que les parties utilisées et les symptômes traités, en donnant une liste des espèces spontanées médicinales du Sahara septentrional Algérien, qui sont de l'ordre de 37 espèces. BELOUED (2003) a inventorié 100 plantes médicinales en Algérie.

Le métabolisme de la plante verte produit avant tout des glucides (sucres) et des protéines. Une fraction des glucides est ensuite transformée en composés divers dont les lipides qui sont les plus importants pour la plante, mais aussi plusieurs corps secondaires que l'homme utilise dans son arsenal thérapeutique, il s'agit des alcaloïdes, des hétérosides, des huiles essentielles et des tanins. Les végétaux nous fournissent également des vitamines, des oligoéléments et des antibiotiques (BOITEAU et POTIER, 1980).

Les plantes disposent aussi de métabolisme secondaire, exclusif au monde végétal. Ces produits, à structure chimique souvent complexe, sont très dispersés et très différents selon les espèces (CUENDET, 1999).

D'après KANSOLE (2009), le processus métabolique est lié aux conditions mêmes de vie de la plante. La plante doit faire face à de multiples agressions de l'environnement dans lequel elle vit (prédateurs, microorganismes pathogènes...etc.). On conçoit donc que la plante puisse développer un métabolisme particulier lui permettant de synthétiser les substances les plus diverses pour se défendre ; les métabolites secondaires. Ces derniers ne sont pas vitaux pour l'organisme mais jouent nécessairement un rôle important de part la machinerie enzymatique complexe nécessaire à leur production (THOMAS, 2009). Ils pourraient jouer un rôle dans la défense contre les herbivores et dans les relations entre les plantes et leur environnement.

Les polyphénols sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs : racines, tiges, feuilles, fleurs et fruits (BOIZOT et CHARPENTIER, 2006). Ils sont caractérisés par la présence au moins d'un noyau benzénique auquel est directement lié au moins un groupement hydroxyle libre, ou engagé dans une autre fonction tels que : éther, ester, hétéroside...etc. (BRUNETON, 1999a ; LUGASI *et al.*, 2003).

Les principales classes de composés phénoliques sont : les acides phénoliques (acide caféique, acide hydroxycinnamique, acide chlorogénique), les flavonoïdes qui représentent plus de la moitié des polyphénols, les tanins, et les coumarines (KING et YOUNG, 1999 ; TAPIERO *et al.*, 2002).

Les polyphénols sont associés à de nombreux processus physiologiques intervenant dans la qualité alimentaire et impliqués lorsque la plante est soumise à des blessures mécaniques. La capacité d'une espèce végétale à résister à l'attaque des insectes et des microorganismes est aussi souvent corrélée avec sa teneur en composés phénoliques (BAHORUN, 1997).

Ces composés montrent des activités anti-carcinogènes, anti-inflammatoires, antiathérogènes, anti-thrombotiques, analgésiques, antibactériennes, antivirales, anticancéreuses (BABAR et GORTON, 2007), anti-allergènes, vasodilatatrices (FALLEH *et al.*, 2008) et antioxydantes (GOMEZ-CARAVACA *et al.*, 2006).

Le terme flavonoïde désigne une très large gamme de composés naturels appartenant à la famille des polyphénols (SEYOUM *et al.*, 2006). Ils sont considérés comme des pigments quasiment universels des végétaux, souvent responsables de la coloration des fleurs, des fruits

et parfois des feuilles. À l'état naturel, les flavonoïdes se trouvent le plus souvent sous forme d'hétérosides (GHESTEM *et al.*, 2001; BRUNETON, 1999a). Ils dérivent tous de la flavine (GAZENDEL, 1999). Un des rôles de la couleur chez les plantes est d'attirer les insectes et les oiseaux, qui jouent un rôle majeur dans la pollinisation et la dispersion assurant ainsi la reproduction de l'espèce (GROTEWOLD, 2006 et JAIME, 2007).

Les tanins sont des polyphénols que l'on trouve dans de nombreux végétaux tels que les écorces d'arbres et les fruits (raisin, datte, café, cacao...). Leur structure complexe est formée d'unités répétitives monomériques qui varient par leurs centres asymétriques et leur degré d'oxydation (HEMINGWAY, 1992). Ils sont de structure variée ayant en commun la propriété de précipiter les alcaloïdes, la gélatine et les protéines. Ils sont d'origine végétale et non azotée, de saveur astringente ayant en commun la propriété de tanner la peau. Cette aptitude est liée à leur capacité de se combiner aux protéines (PARIS et HURABIELLE, 1980). Toutes les plantes contiennent des tanins à un degré plus ou moins élevé. Ceux-ci donnent un goût amer à l'écorce ou aux feuilles (ISERIN, 2001).

Ces tanins sont des donneurs de protons aux radicaux libres lipidiques produits au cours de la peroxydation. Des radicaux tanniques plus stables sont alors formés, ce qui a pour conséquence de stopper la réaction en chaîne de l'auto oxydation des lipides (CAVIN, 1999). Ils sont très répandus dans le règne végétal, mais ils sont particulièrement abondants dans certaines familles comme les conifères, les Fagacées et les rosacées (GHESTEM *et al.*, 2001).

D'autre part, les alcaloïdes, un groupe très large possédant presque tous des atomes d'azote (N) qui les rend pharmaceutiquement très actifs (ISERIN, 2001). Ils figurent parmi les principes actifs les plus importants en pharmacologie et en médecine (GUIGNARD, 2000). Ce sont des substances organiques azotées, basiques ou amers et ayant des propriétés thérapeutiques ou toxiques (DELLILE, 2007). Cette présence d'azote leur confère une réaction basique, alcaline, d'où leur nom d'alcaloïdes (TALBERT et WILLOQUET, 2003).

Les alcaloïdes dans le cas général sont des produits incolores, sans odeurs spécifique, ayant particulièrement un faible point d'ébullition (BRUNETON, 1999b).

Selon GIRRE (2006), les divers organes (feuilles, tiges, racines, fleurs, fruits) peuvent avoir des activités très différentes (alimentaire, médicinales, toxiques). Il faut donc toujours préciser l'organe qui est à l'origine du médicament.

Pour assurer l'action du médicament, il est nécessaire de traiter la plante, de la transformer pour en tirer la substance ayant une action spécifique. Les transformations effectuées dans ce but font partie d'une branche de la pharmacologie appelée galénique.

Concernant les modes de préparations des plantes sont au nombre de Cinq : macération, infusion, décoction, extrait et poudre.

Aussitôt après la cueillette, les parties récoltées sont souvent conservées dans un endroit approprié (local aéré à l'abri de la lumière, de l'humidité et de la chaleur). Car, en plein soleil, les plantes médicinales récoltées perdent leurs principes volatils et leurs huiles essentielles qui sont détruites par la chaleur et elles se décolorent par l'action de la lumière vive, c'est surtout vrai pour les fleurs qui son en général les plus atteintes par l'action du soleil (MAHMOUDI, 1965).

Avant le stockage des plantes, il faut bien vérifier qu'elles sont parfaitement séchées car la moindre trace d'humidité déclencherait un processus de moisissure qui rendrait la drogue inutilisable. Les plantes sont suffisamment sèches lorsqu'elles se brisent ou se cassent avec un bruit sec (MAHMOUDI, 1965).

Le séchage à l'air libre est le plus utilisé traditionnellement, mais la question qui se pose : est ce que ce mode preserve la majorité des métabolites secondaires à partir de la plupart des espèces sahariennes. C'est à ce niveau d'appréhension que s'inscrit notre travail dont l'objectif principal réside dans la mise en valeur des différents modes de séchage et essayer de trouver le meilleur mode qui préserve le maximum des métabolites secondaires à partir des extraits des différents taxons étudiés et les comparer avec l'extrait de la plante fraîche.

Dans le but de contribuer à l'optimisation des conditions de séchage de quelques plantes médicinales du Sahara septentrional Algérien, afin de préserver leurs principes actifs, diverses méthodes de séchage ont été adoptées (à l'air libre, l'étuvage, au séchoir solaire et la lyophilisation). Pour ce faire, des travaux visant à qualifier et quantifier quelques métabolites secondaires et à évaluer certaines activités biologiques (activité antioxydante et antibactérienne) ont été effectués.

Le présent travail est divisé en deux chapitres complémentaires précédés d'une introduction. Le premier chapitre est consacré à la présentation de la méthodologie adoptée pour la partie expérimentale où le choix et la description botanique des espèces végétales

sélectionnées pour ce travail, le protocole suivi pour l'extraction des principes actifs, les tests biologiques et l'étude des activités biologiques in vitro (activité antioxydante et antibactérienne) et le protocole suivi pour la chromatographie liquide à haute performance (HPLC) ainsi que l'exploitation des résultats obtenus sont décrits. Le deuxième chapitre est consacré à la présentation des différents résultats et leurs discussions. Par une conclusion et des perspectives envisageables est achevé notre manuscrit.

Chapitre I
Méthodologie de travail

I.1. Principe d'étude

L'intérêt porté aux plantes spontanées à caractère médicinales comme source naturelle de nombreux principes actifs, a sensiblement augmenté au cours des 20 dernières années. Ce travail s'oriente sur les caractéristiques biochimiques de quelques plantes médicinales qui subissent à différents modes de séchage dans cette région.

L'objectif recherché, est une contribution à élargir le spectre des composés biologiques actifs, et on a déterminé l'effet de perte ces composés actifs, ces derniers changent leur caractéristique phytoterapetique, ça dépend les différents modes de séchage.

L'étude porte sur l'extraction des solutions mères de ces plantes médicinales et étude de leurs composés totaux, dosage : de polyphénols, des flavonoïdes et des tanins, avec une analyse quantitative en utilisant la chromatographie liquide à haute performance (HPLC).

I.2. Matériel d'étude

Ce travail a été réalisé au sein du laboratoire pédagogique de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université Echahid Hamma Lakhdar d'EL Oued d'une part et d'autre part dans le laboratoire de valorisation et technologie des ressources sahariennes (VTRS) de l'université d'El Oued et le laboratoire de protection des écosystèmes en zones arides et semi arides (ECOSYS) de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université KASDI Merbah - Ouargla.


I.2.1. Matériel végétal


Le choix des plantes médicinales est justifié, non seulement par l'utilisation de ces dernières dans la région d'étude pour la prise en charge des maladies humaines, mais aussi par le fait que peu d'études ont été réalisées sur la composition chimique et les activités biologiques de ces plantes.


Les espèces investiguées sont : *Retama retam*, *Oudneya africana*, *Calligonum comosum*, *Cymbopogon schoenanthus*, *Helianthemum lippii*, *Haloxylon scoparium*, *Cotula*


cinerea, *Aristida pungens* L. et *Asphodelus tenuifolius*. Les informations concernant ces plantes sont consignées dans le tableau I.


Tableau I : Description botanique, propriétés et usage thérapeutique des plantes étudiées


Plante étudiée	Description botanique	Propriétés et usage thérapeutique
<p><i>1. Retama retam</i></p> <p>Position systématique (voir annexe 1)</p>  <p>Photo 01 : <i>Retama retam</i> (Oued metlili, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien).</p>	<p>Arbrisseau à longs rameaux pouvant dépasser les trois mètres de haut, soyeux, à fond jaunâtre. Rameaux fortement sillonnés en long. Feuilles inférieures trifoliolées, les autres simples, toutes très caduques. Fleurs blanches en petites grappes latérales le long des rameaux. Gousses ovoïdes aigues, terminées en bec.</p> <p>Période de végétation : floraison en janvier-février.</p> <p>Habitat : En pieds isolés ou colonisant de très grandes surfaces dans les dépressions, les lits d'oued et les zones sableuses (OZENDA, 1991 et QUEZEL-SANTA, 1962).</p>	<p>Sa partie aérienne est utilisée, en infusion, en poudre ou en compresse, pour le traitement des rhumatismes, les blessures et les piqûres de scorpion. Elle est peu broutée par les dromadaires.</p>


<p>2. <i>Oudneya africana</i></p> <p>Position systématique (voir annexe 1)</p>  <p>Photo 02 : <i>Oudneya africana</i> (Oued chaab sebaa, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien).</p>	<p>Plante vivace en buisson rameux, pouvant atteindre 1 mètre de haut, feuilles entière en spatule, un peu charnues. Fleurs à quatre pétales de couleur mauve ou violette. Fruit cylindrique étroit. Plante pérenne, ligneuse, en période chaude, qui régénèrera dès que les conditions seraient favorables (QUEZEL - SENTA 1962). Espèce endémique présente dans le Sahara septentrional. En Algérie elle se trouve dans le M'zab, El Goléa, Ouargla et Biskra (OZENDA, 1977). La floraison s'effectue pendant l'hiver et le printemps (OZENDA, 1991).</p>	<p>Au sud Algérien, <i>Oudneya africana</i> est indiquée pour les maladies de la peau en usage externe, sous forme de pâte, mélangée avec du Henné (<i>Lawsonia inermis</i>). Elle est utilisée, en poudre ou en compresse, pour les traitements des lésions cutanées.</p> <p>D'après Stocker (2004), l'espèce <i>Oudneya africana</i> présente des propriétés anti-inflammatoires.</p>
---	---	---


<p>3. <i>Calligonum comosum</i></p> <p>Position systématique (voir annexe 1)</p>  <p>Photo 03 : <i>Calligonum comosum</i> (Région d'El oued, Sahara septentrional Est Algérien).</p>	<p>Arbuste de 1 à 2 m, tiges à branches très rameuses intriquées et flexibles, de couleur blanches. Feuilles étroites et allongées de couleur vert vif. Fleur petits blanches. Fruits couverts de longs poils. Pendant les fortes sécheresses, il y a une chute totale des feuilles, et la plante garde sa forme générale, grâce à ses rameaux (OZENDA, 1991 et QUEZEL-SANTA, 1962).</p> <p>Habitat : Dans toutes les régions sahariennes.</p> <p>Dans lits d'Oued, Reg et les alluvions</p> <p>Cueillette: La fin de printemps (HALIS, 2007)</p> <p>Partie utilisée : Toute la plante surtout partie aérienne (OZENDA, 1991 et QUEZEL-SANTA, 1962).</p>	<p>Utilisée pour stimuler les enzymes d'estomac (SAAD, 1946). Les feuilles sont utilisées contre les piqures de scorpions. Ses racines sont utilisées comme vermifuge. A EL oued, elle très appréciée par les dromadaires et les chèvres.....etc.</p> <p>Mode d'administration : Infusion et décoction.</p>
---	--	---


<p>4. <i>Cymbopogon schoenanthus</i></p> <p>Position systématique (voir annexe 1)</p>  <p>Photo 04 : <i>Cymbopogon schoenanthus</i> (Oued metlili, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien).</p>	<p>Cette graminée pousse en touffes denses de 30 à 40 cm de haut, comprenant plusieurs rejets, à souche aromatique.</p> <p>Tiges nombreuses et courtes. Feuilles étroites, longues, souples d'abord, puis coriaces et s'enroule sur elle-même.</p> <p>Tiges florales nombreuses, dressées et très longues.</p> <p>Epis plus ou moins teinté de violet. Toute la plante, mais surtout sa partie inférieure dégage une odeur puissante et très agréable en se desséchant. Période de végétation épiaison en avril-mai (LE FLOC'H, 1983).</p> <p>Habitat : en pieds isolés sur sols caillouteux, dans les lits d'oued et les ravins (OZENDA, 1991 et QUEZEL-SANTA, 1962).</p>	<p><i>Cymbopogon schoenanthus</i> est très réputée pour ses vertus médicinales.</p> <p>Pharmacopée: ses gaines foliaires et ses souches sont utilisées sèches ; en infusion comme diurétique et pour donner de l'appétit et en décoction pour soigner troubles intestinaux et les intoxications alimentaires.</p> <p>Intérêt pastoral : plante broutée par les chèvres et dromadaires.</p>
---	--	--

<p>5. <i>Helianthemum lippii</i></p> <p>Position systématique (voir annexe 1)</p>  <p>Photo 05 : <i>Helianthemum lippii</i> (Mahsar zelfana, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien).</p>	<p>C'est une plante polymorphe en buisson imbriqué ne dépassant guère 50 cm, tiges raides en partie lignifiées, à écorce blanche, Feuilles opposées, allongées et couvertes de très courts poils, leur donnant une couleur vert blanchâtre. Les fleurs sont petites, jaunes et sessiles (QUEZEL et SANTA, 1963). Elles sont en grappes peu fournies à l'extrémité des rameaux, elles sont minuscules, jaunes, comportant cinq pétales.</p> <p>Utilisation : C'est sur les racines du "Rguig" que ce développe les champignons appelés "Terfés", ou truffe des sables très appréciées par toute la population du Sahara.</p> <p>Pharmacopée : Elle est utilisée, en poudre ou on compresse, pour les traitements des lésions cutanées.</p> <p>Intérêt pastoral : Elle très appréciées par les dromadaires et les chèvres (LE FLOC'H, 1983).</p> <p>Inflorescence: Février, Mars, Avril.</p>	<p>D'après les enquêtes ethnobotaniques auprès de la population de la région d'étude, cette plante est employée pour calmer les douleurs des règles menstruelles. Comparativement à d'autres espèces, <i>H. glomeratum</i> a montré ces effets antibactérien, antiprotozoaire et anti-giardiale et pour traiter les troubles gastro-intestinales comme les diarrhées et les dysenteries (BARBOSA <i>et al.</i>, 2006 ; BUZZINI <i>et al.</i>, 2007). Concernant l'activité antioxydante, cette propriété a été prouvée par la littérature chez <i>H. ledifolium</i> (TAWAHA <i>et al.</i>, 2007).</p>
---	--	---

<p>6. <i>Haloxylon scoparium</i></p> <p>Position systématique (voir annexe 1)</p>  <p>Photo 06 : <i>Haloxylon scoparium</i> (Metlili, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien).</p>	<p>Les espèces du genre <i>Haloxylon</i>, sont des arbustes ou de petits arbres à rameaux cylindriques, buisson bas ne dépassant pas 50 cm de haut, souvent articulés, sans feuilles distinctes, assez proches des <i>Anabasis</i> par leurs caractères botaniques.</p> <p>Elle est un Arbrisseau, à tiges grêles dressées, très rameuses. Rameaux secondaires rapidement érigés, verts foncés noircissant sur le sec. Périanthe fructifère à ailes en général striées de rose ou de pourpre de 7 mm de diamètre. Inflorescences courtes, groupées au sommet des rameaux. Les fleurs sont dépourvues de pétales. Floraison en novembre et décembre (QUEZEL et SANTA, 1962).</p>	<p>« <i>Haloxylon scoparium</i> renferme des polyphénols, des saponosides et plus particulièrement des alcaloïdes, ainsi des dihydroisocoumarines. <i>Haloxylon scoparium</i> de l'Algérie contient la cargénine, et la N-méthylisosaloline comme alcaloïdes majoritaires type tétrahydroisoquinoline et l'isosalsoline, salsolidine, isosalsolidine, déhydrosalsolidine, tryptamine et la N-méthyltryptamine comme alcaloïdes minoritaires (MOHAMMEDI, 2013).</p> <p>Les parties aériennes sont utilisées en médecine traditionnelle pour traiter les désordres et les problèmes de l'œil et la vision, les problèmes de digestion, les dermatoses, les piqûres des scorpions. Les extraits aqueux ont un pouvoir anticancéreux, anti-spasme et larvicide.</p>
--	---	---

<p>7. <i>Cotula cinerea</i></p> <p>Position systématique (voir annexe 1)</p>  <p>Photo 07 : <i>Cotula cinerea</i> (Oued chaab sebaa, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien).</p>	<p>La plante <i>Cotula cinerea</i> (syn : <i>Brocchia cinerea</i>) appartient à l'une des plus vastes des Composeae (<i>Compositae = Asteraceae</i>). (BENSEGUNI, 1989).</p> <p>Les plantes de cette famille sont parmi les végétaux supérieurs, la plupart d'entre elles renferment une potentialité thérapeutique, voir même économique, très précieuse à titre d'exemple : Artemisia, Camomille, Tournesol. Herbacée annuelle ; très aromatique de 10 à 20 cm de haut. Tiges couchées ne se redressant qu'aux extrémités. Feuilles laineuses ; vert blanchâtres ; épaisses et très découpées. Fleurs tubuleuses ; brunes en bouton devenant jaunes en s'ouvrant.</p> <p>Habitat : Dépressions argilo sableuses et lits d'oued sablonneux.</p> <p>Période de végétation : Floraison de mars à mai (OZENDA, 1991 et QUEZEL-SANTA, 1963).</p>	<p>Parmi les autres activités biologiques attribuées à cette plante, citées dans la littérature, nous trouvons, l'activité anti-inflammatoire, antiseptique, analgésique, antibactérienne, fébrifuge et l'activité larvicide des extraits du n.butanol, l'éther diéthylique, l'acétate d'éthyle et du chloroforme (MARKOUK <i>et al.</i>, 1998 et LARHSINI <i>et al.</i>, 1999).</p> <p>Utilisation : Elle est très réputée par ses qualités aromatiques.</p> <p>Alimentation : Elle est surtout utilisée pour aromatiser les soupes, particulièrement durant le mois de Ramadhan.</p> <p>Pharmacopée : Elle est utilisée en infusion pour faciliter la digestion.</p> <p>Intérêt pastoral : Elle est surtout broutée par les chèvres.</p>
---	---	--

<p>8. <i>Aristida pungens</i> L.</p> <p>Position systématique (voir annexe 1)</p>  <p>Photo 08 : <i>Aristida pungens</i> L. (khechem errih, région de Ouargla, Sahara septentrional Est Algérien).</p>	<p>Le genre <i>Aristida</i> comporte de nombreuses espèces, plus de 300, particulièrement communes dans les régions sèches de l'Afrique tropicale (Sahara méridional, sahel). En Algérie, ce genre est représenté par 11 espèces (JOLY <i>et al.</i>, 2006).</p> <p>L'espèce <i>Aristida pungens</i> L. est vulgairement appelée «Drinn» en Algérie, 'Sbott' en Libye et 'Toulloultou aghifouf' au Maroc. La vie végétale de 'Drinn' dure toute l'année et la plante est toujours verte. <i>Aristida pungens</i> L. est caractérisée par des feuilles dures enroulées et piquantes, racines très longues et tiges atteignant un mètre. La germination du 'Drinn' se fait à 25°C, considérée comme température optimale.</p> <p>Elle est caractérisée par deux périodes de vie : une vie ralentie (Août à Mars) et une vie active (Avril à Juillet) (OZENDA, 1991 et QUEZEL-SANTA, 1962).</p>	<p>La partie aérienne d'<i>Aristida pungens</i> L. est utilisée par macération et tisane contre la constipation, les maux d'estomac et les indigestions. Sa décoction est bue contre les douleurs rhumatismales. Les nomades utilisent les tiges d'<i>Aristida pungens</i> L. pour la cicatrisation des plaies et dans le tissage des cordes, alors que les pêcheurs des régions du Sahara occidental en fabriquent les filets de pêche (GABRIELI <i>et al.</i>, 2000).</p> <p>Les graines de Drinn sont mûres au mois de Mai, elles sont utilisées pour faire une farine (appelée Lûl au Sahara Algérien) à galettes.</p>
---	--	--

<p>9. <i>Asphodelus tenuifolius</i></p> <p>Position systématique (voir annexe 1)</p>  <p>Photo 09 : <i>Asphodelus tenuifolius</i> (Oued chaab sebaa, région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien).</p>	<p>Plante annuelle de 10 à 30 cm. Feuilles cylindriques, creuses, de couleur vert vif, prenant naissance à la base.</p> <p>Longues hampes ramifiées dressées portant des fleurs blanches à pédoncule dressé.</p> <p>Période de végétation : floraison en mars avril.</p> <p>Habitat : après les pluies en pieds isolés ou en petites colonies dans sur les sols rocailleux, dans les lits d'oued et dépressions ensablées (OZENDA, 1991 et QUEZEL-SANTA, 1962).</p>	<p>Pharmacopée : elle est utilisée en tisane, poudre et pommades pour les traitements des fièvres, des indigestions et des lésions cutanées.</p> <p>Alimentation : en périodes de disette, les feuilles bouillies étaient consommées après que l'on ait jeté l'eau.</p> <p>Intérêt pastoral : elle est peu broutée par les dromadaires et les chèvres.</p>
---	---	--

I.3. Méthodologie

I.3.1. Échantillonnage

L'échantillonnage est l'ensemble des opérations qui ont pour objet de relever dans une population des individus devant constituer l'échantillon (OULD EL HADJ *et al.*, 2003). Pour la présente étude un échantillonnage aléatoire est adopté.

Période d'échantillonnage est comprise entre Janvier et Avril 2014, de telle façon que les parties aériennes seraient les parties échantillonnées.

I.3.2. Techniques de séchage

Les plantes spontanées du Sahara Septentrional investiguées ont fait l'objet de quatre modes de séchage différents (à l'air libre, à l'étuve, par lyophilisation, au séchoir solaire). Les plantes ainsi séchées sont comparées à la plante fraîche. Ces plantes sont ensuite stockées soigneusement dans un endroit sec en vue de leurs analyses.

Le but du séchage est de déshydrater un produit de façon à abaisser sa teneur en eau en-dessous d'une valeur permettant sa conservation à une température ambiante. Il provoque également des modifications d'aspect, de goût, de texture et de qualité nutritionnelle du produit. L'étude du séchage nécessite la connaissance des définitions et des relations relatives à l'air humide (JANNOT, 2011).

Parmi les techniques d'élimination d'eau par voie thermiques, deux mécanismes peuvent être mis en œuvre pour extraire par évaporation l'eau d'un produit ; des procédés par ébullition et des procédés par entraînement (CHARREAU et CAVAILLE, 1991 ; MAFART, 1991 ; BIMBENET *et al.*, 2002).

I.3.2.1. Séchage à la température ambiante

Les plantes étudiées sont placées dans un endroit à l'ombre et sec pendant quelques jours jusqu'à la stabilisation de poids.

I.3.2.2. Séchage à l'étuve (45 °C)

Un échantillon est séché par circulation d'air chaud. Pour intensifier les conditions de séchage et ménager les substances sensibles à la chaleur. Le séchage s'effectue souvent sous vide. Le taux d'humidité est obtenu par pesée différentielle avant et après le séchage (TOLEDO, 2002).

I.3.2.3. Séchage à l'aide d'un séchoir solaire

Le séchage par voie solaire est la méthode ancestrale la plus usitée pour stabiliser les produits agricoles. Le séchage au soleil s'est largement développé dans les zones arides ou semi-arides qui présentent des conditions climatiques optimales : une saison sèche avec un fort ensoleillement, une faible pluviométrie, une hygrométrie peu élevée (CHOUICHA, 2010). Dans les séchoirs indirects, le mode de séchage est que l'énergie solaire n'entre pas directement en contact avec la récolte. L'air servant à la déshydratation est chauffé dans un collecteur d'air solaire et on le fait ensuite circuler à travers la récolte. L'air peut être mis en circulation par un ventilateur ou par simple convection naturelle (MEDJOU DJ, 2008).

Il y a deux phénomènes impliqués dans le processus du séchage: l'évaporation d'humidité de la surface et la migration de l'humidité de l'intérieur du produit vers sa surface. L'humidité est le degré de saturation de l'air en eau. L'air très sec (donc très peu humide) aura une plus grande capacité à enlever l'humidité de la surface du produit. Le degré d'humidité (RH) de l'air très sec tend vers 0%, celui de l'air très humide tend vers 100% (OUAOUICH *et al.*, 2005) (Fig. 01).

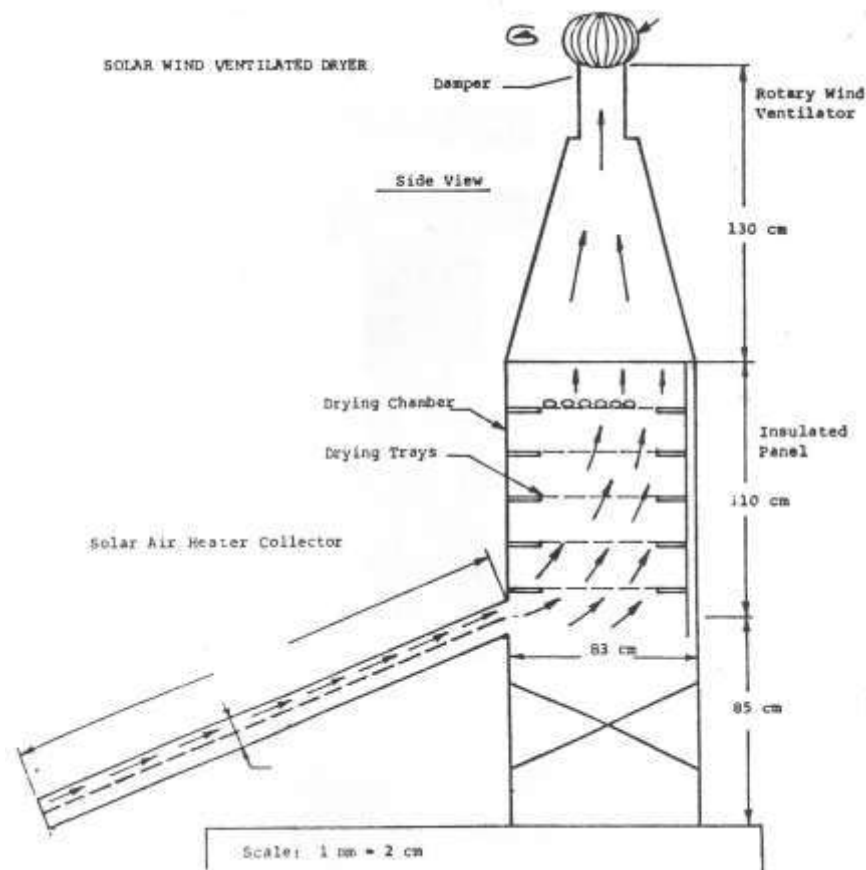


Figure 01 : Séchoir solaire indirect ventilé (JANNOT, 2011)

I.3.2.4. Séchage à l'aide d'un lyophilisateur

La lyophilisation, ou anciennement cryodessiccation, est une dessiccation par sublimation, c'est-à-dire la congélation d'un produit, puis l'évaporation de son eau sous vide sans passer par la phase liquide. Ainsi, le produit traité ne contient qu'une faible teneur en eau (1 à 5%). Cette technique permet de conserver le volume, l'aspect, les propriétés et les principales qualités nutritionnelles du produit. En bio, les principaux produits lyophilisés disponibles sont les plantes aromatiques, le café, certaines levures et ferments ainsi que quelques plats cuisinés. Cette technique bien qu'autorisée en bio reste toutefois assez énergivore et coûteuse (Anonyme, 2007).

I.3.3. Méthode d'extraction

L'extraction consiste à extraire le maximum de molécules polyphénoliques contenues dans les parties aériennes surtout les feuilles de la plante en utilisant des solvants organiques qui accélèrent et augmentent le rendement d'extraction (MADI, 2009).

I.3.3.1. Extraction des composés phénoliques

I.3.3.1.1. Extraction au Méthanol/Eau

Les plantes étudiées ont été mise à macérer dans un mélange hydro alcoolique (méthanol/eau ; 70/30 ; v/v). Cette macération est répétée 3 fois avec renouvellement de solvant. Les trois extraits sont ensuite réunis après une décantation minutieuse sur papier filtre Wattman, le filtrat est évaporé par Evaporateur rotatif (BUCHI) de 45°C à 60°C jusqu'à l'élimination totale du méthanol, puis séché à l'Etuve à une température ne dépassant pas 40°C, Après concentration sous vide, le résidu hydro méthanolique est dilué avec du méthanol (MADI, 2009).

I.3.3.1.2. Calcul de rendement d'extraction

On peut déterminer le rendement de la plante en extrait sec en calculant le rapport suivant :

$$\text{Rdt (\%)} = \frac{\text{P1} - \text{P2}}{\text{P3}} \times 100$$

P1 : poids du ballon après évaporation.

P2 : poids du ballon avant évaporation.

P3 : poids de la matière végétale de départ.

I.3.4. Analyse des composés phénoliques par Chromatographie liquide à haute performance (HPLC)

La Chromatographie en Phase Liquide à Haute Performance ou HPLC est une technique analytique qui permet la séparation d'un ou plusieurs composés contenus dans un mélange, en vue appelé système de phases et est composé de la phase stationnaire et de la phase mobile. La méthode de l'HPLC utilisée pour la séparation et la caractérisation des échantillons est la chromatographie d'adsorption en phase inverse. La phase stationnaire utilisée est constituée de groupements C18 greffés sur un support de silice.

La phase mobile alimente le chromatographe en permanence, elle est délivrée dans le système par une pompe dont le débit est modulable. Les composés à séparer, en suspension dans un solvant, sont prélevés grâce à une seringue puis chargés dans le chromatographe par l'injecteur au niveau de la boucle d'injection. Les molécules sont entraînées par la phase mobile vers la colonne chromatographique contenant la phase stationnaire. L'affinité des composés pour la phase stationnaire déterminera leur rétention. Un détecteur fluorimétrique suit en permanence l'élution du composé et le signal obtenu est enregistré au niveau de l'ordinateur. Une bonne séparation des composés d'intérêt, grâce à l'utilisation de phases mobiles et stationnaires adaptées à ceux-ci, permettra d'observer au niveau de l'intégrateur un pic isolé fin et symétrique dont la surface est fonction de la concentration de la solution analysée en ce composé (Fig. 02).

Afin d'obtenir des meilleurs résultats par HPLC, on effectue le fractionnement des extraits méthanoliques par séparation liquide-liquide, en utilisant le Méthanol, le Dichlorométhane et le Chloroforme.

Les conditions opératoires sont consignées dans le tableau II.

Tableau II : Conditions opératoires de l'HPLC

Appareil HPLC	Chromatographe	HPLC-RP-C18
	Détecteur UV	UV SPD-20A
	La pompe	LC 20AL, LC20AL
Colonne apolaire RP ₁₈	Longueur	25 cm
	Porosité	5 µm
Précolonne apolaire RP ₁₈	Longueur	5 cm
	Porosité	5 µm
La phase mobile	80% Acétonitrile, 20% (H ₂ O 98% + acide acétique 2%)	
Débit	1 ml/min	
Longueur d'onde	300 nm	
Volume d'injection	20 µl	
Temps d'analyse	45 min	

La quantité correspondante des composés standards « Acide Gallique, Acide chlorogénique, la vanilline et autres a été rapportée en microgramme par gramme de la matière végétale équivalente en solution standard.

L'équation obtenue d'après la courbe linéaire de solution standard est :

$$Y = ax \pm b$$

Où :

Y: représente la valeur de surface.

x: représente la valeur de la concentration du standard en mg.ml⁻¹.

En remplaçant à chaque fois la valeur de surface dans l'équation précédente, on trouve la valeur de la concentration équivalente de la solution standard C équivalant en mg/g.

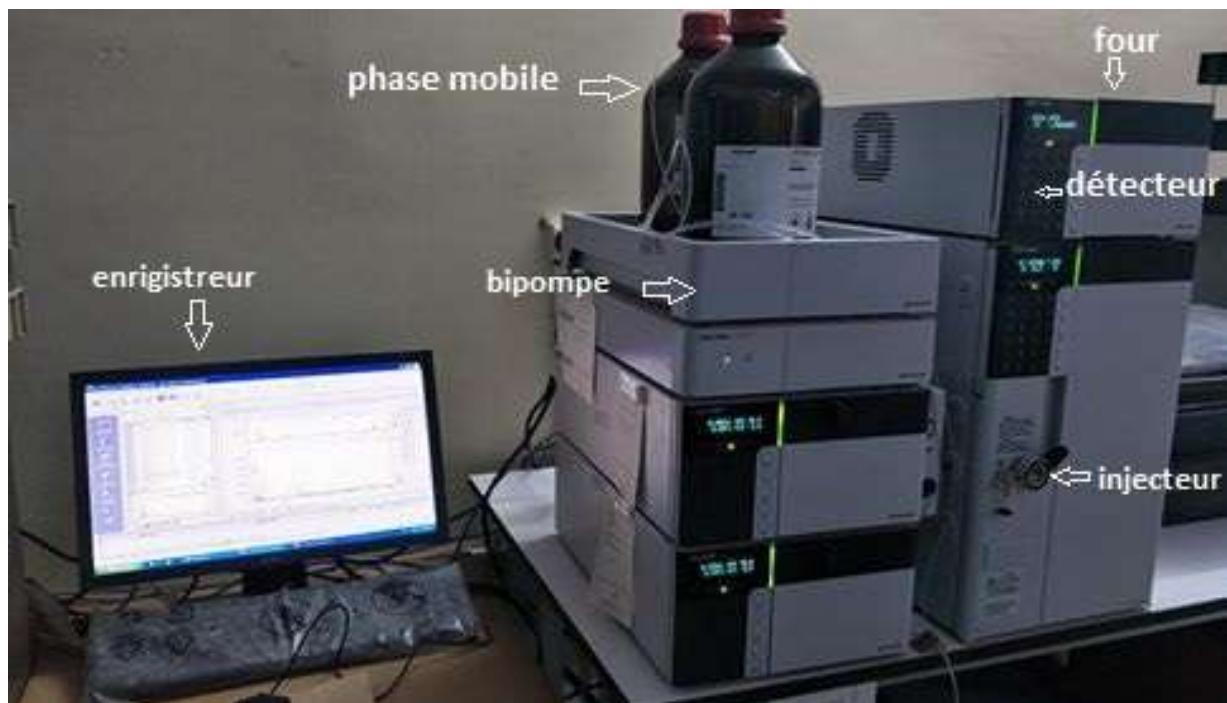
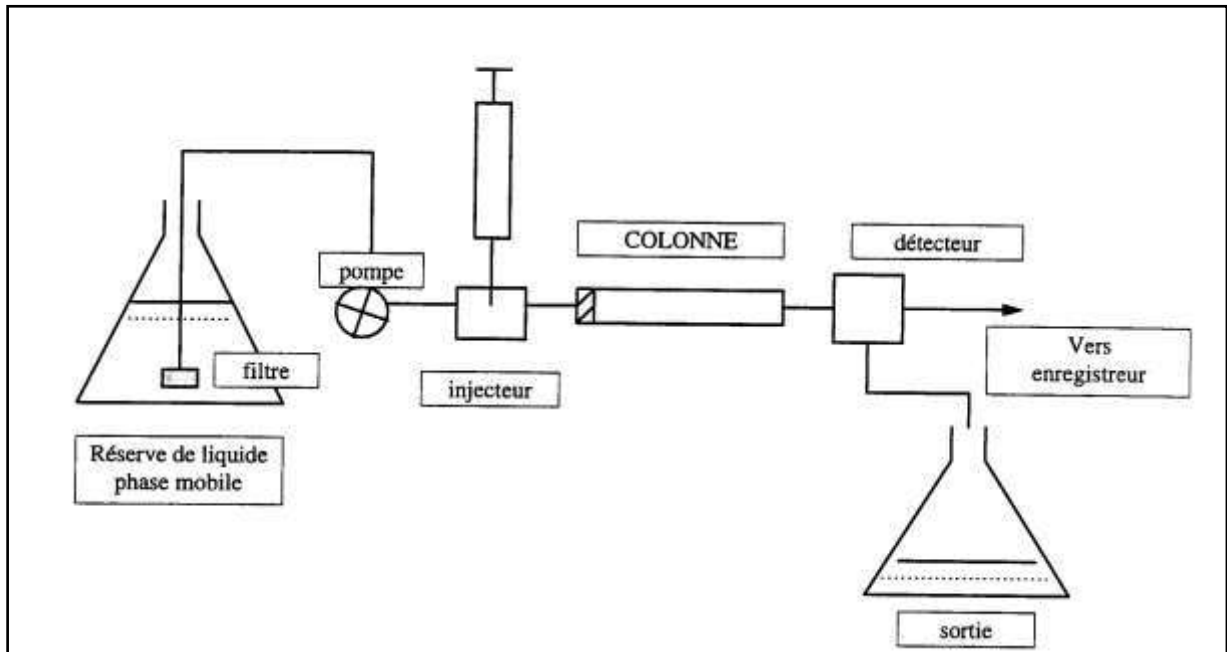


Figure 02 : Représentation des différents éléments composant la chaîne HPLC.

I.3.5. Dosage colorimétrique des composées phénoliques

I.3.5.1. Dosage des polyphénols totaux (PPT)

Le dosage des polyphénols totaux a été effectué par une méthode adaptée de Singleton et Ross en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu. (KARBEGOVIC, 2011). Pour quantifier les polyphénols, une courbe d'étalonnage est réalisée en utilisant l'acide gallique comme étalon.

Les résultats sont exprimés en mg équivalent acide gallique /g d'extrait plante. La quantité de phénols totaux est calculée par l'équation suivante :

$$C = c \cdot v / m$$

C : contenu total des polyphénols (mg équivalent acide gallique /g d'extrait plante).

c : concentration d'acide gallique (mg/ml).

v : volume de l'extrait (ml).

m : masse de l'extrait pur de plante (g).

I.3.5.2. Dosage des flavonoïdes totaux (FVT)

La quantification des flavonoïdes a été effectuée par une méthode adaptée avec le trichlorure d'aluminium et la soude. Le trichlorure d'aluminium $AlCl_3$ forme un complexe jaune avec les flavonoïdes et la soude forme un complexe de couleur rose absorbant dans le visible à 430 nm (REBIAI et LANEZ, 2012). Pour quantifier les flavonoïdes, une courbe d'étalonnage obtenue par des solutions de Quercitine de concentration variant entre 0.05 et 0.25 mg/ml est utilisée.

Le taux de flavonoïdes contenus dans les extraits de plantes est calculé selon l'équation suivante :

$$X = (A \cdot m_0) / (A_0 \cdot m)$$

X : la quantité des flavonoïdes (mg équivalent Quercitine /g d'extrait plante).

A : l'absorption de l'extrait.

A₀ : l'absorption de la solution Quercitine.

m : masse de l'extrait de plante (mg).

m₀: masse de la Quercitine dans la solution.

I.3.5.3. Dosage de tanins condensés (CT)

Les tanins condensés sont déterminés par la méthode à la vanilline en milieu acide. Cette méthode est basée sur la capacité de la vanilline à réagir avec les unités des tanins condensés en présence d'acide pour produire un complexe coloré mesuré à 500 nm. La réactivité de la vanilline avec les tanins n'implique que la première unité du polymère. Les quantités des tannins sont estimées en utilisant la méthode de vanilline (JULKUNEN-TITTO, 1985).

Pour quantifier les tannins condensés, nous avons fait appel à une courbe standard obtenue par des solutions d'acide gallique de concentration varie entre 0.2 jusqu'à 0.8 mg/ml.

I.3.6. Etude des activités biologiques

I.3.6.1. Activité antioxydante des extraits par le test DPPH[•] (2,2-diphényle-1-picrylhydrazyle)

Les antioxydants sont des molécules qui, lorsqu'elles sont présentes à faible concentration par rapport au substrat oxydable, retardent ou stoppent le processus d'oxydation, et ainsi régulent l'équilibre redox cellulaire (ARUOMA, 1996).

Le mécanisme de piégeage de radical, la réaction entre l'antioxydant et DPPH dépend de la conformation structurale de l'antioxydant. Certains composés réagissent rapidement avec DPPH, réduisant un nombre de molécules de DPPH égale au nombre de groupements hydroxyles (BONDET *et al.*, 1997).

Le radical DPPH[•] est l'un des substrats les plus utilisés pour l'évaluation rapide et directe de l'activité antioxydante en raison de sa stabilité en forme radicale et la simplicité de l'analyse, en mesurant la diminution de l'absorbance à 515 nm provoquée par la présence des extraits phénoliques (KANOUN, 2011).

Le DPPH, initialement violé, se décolore lorsque son électron célibataire est apparié. Cette décoloration est représentative de la capacité des extraits à piéger ces radicaux libres indépendamment de toutes activités enzymatiques. Le radical stable DPPH[•] (2,2- diphényl- 1- picryl hydrazyl) de couleur violette en présence d'une molécule antioxydante est réduit en DPPH-H (2,2- diphényl-1- picryl hydrazine) de couleur jaune avec perte de son absorbance caractéristique à 515 nm (Fig. 03) (VILLANO *et al.*, 2007). Les réactions ont lieu à une température ambiante et en un milieu méthanolique, qui permet une bonne solubilisation de la plupart des antioxydants.

Plus la chute de l'absorbance du DPPH est importante plus le pouvoir antioxydant des extraits est élevé (Fig. 3). Ce test permet alors d'obtenir des informations sur le pouvoir antiradicalaire direct de différentes substances phénoliques de nos extraits (MAAMRI, 2008).

Cette méthode est basée sur la mesure de la capacité des antioxydants à piéger le radical DPPH. L'effet de chaque extrait sur le DPPH est mesuré par la procédure décrite par DZIRI *et al.*, (2012).

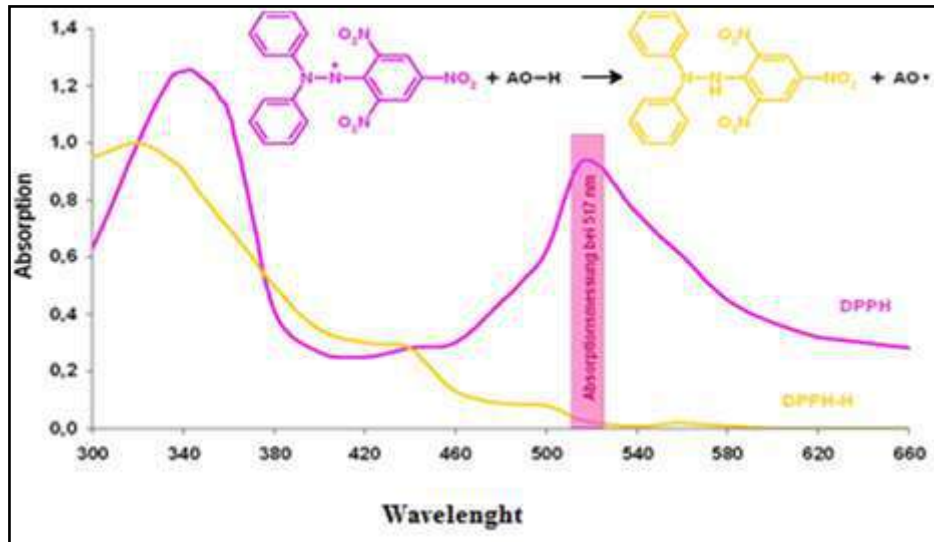


Figure 03 : Schéma de transformation du DPPH• de sa forme active (Violet) à celle inactive (Jaune) (VILLANO *et al.*, 2007).

La quantité de 1ml de chaque extrait est additionnée à 2 ml d'une solution de DPPH• (0.1 mM) préparée dans le méthanol. Le mélange réactionnel est secoué immédiatement, puis il est maintenu à l'obscurité pendant 15 minutes à la température ambiante pour que la réaction s'accomplisse. L'absorbance du milieu réactionnel est mesurée à 515 nm contre un blanc. La préparation des échantillons et du témoin est réalisée dans les mêmes conditions opératoires. Les mesures des densités optiques de chaque solution d'extrait à différentes dilutions nous ont permis de calculer le paramètre d'inhibition puis l'EC₅₀.

Les pourcentages d'inhibition sont calculés selon la formule suivante :

$$I \% \text{DPPH radical scavenging} = [(A_0 - A_s) / A_0] * 100$$

Avec :

I% : pourcentage de pouvoir antiradicalaire

A₀ : absorbance du témoin (ne contenant aucun antioxydant) après 15 minutes

A_s : absorbance des extraits mesurés après 15 minutes

La concentration effectrice (EC_{50}) ou concentration inhibitrice (IC_{50}), pourcentages d'inhibition en fonction des différentes concentrations des fractions testées, est la concentration de l'échantillon testé nécessaire pour réduire 50 % de radical DPPH •. Les EC_{50} sont calculées graphiquement par les régressions linéaires des graphes tracés.

I.3.6.2. Activité anti bactérienne des extraits

L'activité antibactérienne correspond à une activité d'une molécule ou composé présent au sein d'un végétal qui à très faible concentration, inhibe le développement d'une bactérie ou la tue.





La sensibilité d'une bactérie à un antibactérien varie selon la nature de ce dernier, face auquel, la sensibilité d'une bactérie peut être très différente selon la souche d'appartenance (NICOLASE et DANIEL, 1998).

I. 3.6.2.1. Présentation des souches microbiennes testées

Compte tenu de la richesse de trois espèces investiguées en métabolites secondaires, leurs utilisations, leurs abondances et leurs effets thérapeutiques prouvés, elles ont été choisies pour tester leur activité sur quatre souches bactériennes de référence ATCC (American Type Culture Collection) (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus*).

Les souches bactériennes sont représentées dans le tableau III.

Tableau III: Taxonomie et description des différentes souches microbiennes testées

Aspect microscopique de la souche	Taxonomie	Description
<p>Photo 10 : <i>Escherichia coli</i> (ATCC 25922)</p> 	<p>Règne <i>Bacteria</i> Classe <i>Gammaproteobacteria</i> Ordre <i>Enterobacteriales</i> Famille <i>Enterobacteriaceae</i> Genre <i>Escherichia</i> Espèce <i>Escherichia coli</i> (KAPER <i>et al.</i>, 2004).</p>	<p>C'est l'espèce type des entérobactéries. Cette espèce qui fait l'objet d'un très grand nombre d'étude constitue le modèle des bacilles à Gram négatif aérobies. Les colonies ont en moyenne 2 mm de diamètre, allongées et à bords réguliers (JOLY et REYNAUD, 2002). C'est l'espèce dominante de la flore aérobie du tube digestif. Elle est habituellement une bactérie commensable. Elle peut devenir pathogène si les défenses de l'hôte se trouvent affaiblies ou si elle acquiert des facteurs de virulence particuliers (BERCHE, 2003)</p>
<p>Photo 11 : <i>Pseudomonas aeruginosa</i> (ATCC 27853)</p> 	<p>Règne <i>Bacteria</i> Classe <i>Gammaproteobacteria</i> Ordre <i>Pseudomonadales</i> Famille <i>Pseudomonadaceae</i> Genre <i>Pseudomonas</i> Espèce <i>Pseudomonas aeruginosa</i> (DELARRAS, 2007).</p>	<p><i>Pseudomonas aeruginosa</i>, autrement connu sous le nom de bacille pyocyanique, est une bactérie Gram négative de genre <i>Pseudomonas</i>. Les bacilles sont fins, droits et très mobiles grâce à un flagelle polaire : ciliature monotriche, dépourvus de spores et de capsules. Ils apparaissent la plupart du temps isolés ou en diplobacilles. Elle peut dans certaines conditions, être pathogène. très résistante, elle est avec d'autres bactéries de Gram négatif de plus en plus souvent responsables d'infection nosocomiales. C'est l'une des bactéries les plus difficiles à traiter cliniquement (DELARRAS, 2007 ; MEYER et ZIMMERMAN, 1993).</p>
<p>Photo 12 : <i>Staphylococcus aureus</i> (ATCC 25923)</p> 	<p>Règne <i>Bacteria</i> Division <i>Firmicutes</i> Classe <i>Bacilli</i> Ordre <i>Bacillales</i> Famille <i>Staphylococcaceae</i> Genre <i>Staphylococcus</i> Espèce <i>Staphylococcus aureus</i> (LECLERC, 1995).</p>	<p>Les staphylocoques sont des cocci de Gram positif qui tendent à se grouper en amas irréguliers à la façon d'une grappe de raisin. <i>Staphylococcus aureus</i> est un germe aérobie-anaérobie facultatif. Il doit son nom d'espèce à l'aspect pigmenté de ses colonies. Il tient une place très importante dans les infections communautaires et nosocomiales et possède une coagulase, ce qui le distingue de la plupart des autres espèces de <i>Staphylocoques</i> (SINGH <i>et al.</i>, 2007).</p>
<p>Photo 13 : <i>Micrococcus luteus</i></p> 	<p>Règne <i>Bacteria</i> Classe <i>Actinobacteria</i> Ordre <i>Actinomycetales</i> Famille <i>Micrococcineae</i> Genre <i>Micrococcus</i> Espèce <i>Micrococcus luteus</i></p>	<p>Le <i>Micrococcus luteus</i> est une bactérie Gram positif qu'on retrouve sur la peau, dans la bouche et les voies respiratoires supérieures des mammifères, y compris de l'homme. C'est l'espèce de micrococcus la plus courante et elle peut persister jusqu'à deux ans et demi sur la peau humaine. Il ne s'agit pas d'une bactérie systématiquement pathogène mais elle peut le devenir chez les personnes immunodéprimées. Le <i>Micrococcus luteus</i> peut alors se rendre responsable d'abcès intracrâniens, de pneumonie, d'endocardite, d'arthrite septique ou encore de méningite.</p>

I.3.6.2.2. Réalisation des aromatogrammes

Le test de susceptibilité a été effectué selon la méthode de diffusion des disques décrite par CHOI *et al*, (2006). Le milieu de culture est constitué de la gélose nutritive pour l'isolement et l'entretien des souches bactériennes. En biologie, la gélose nutritive ou gélose nutritive ordinaire (GNO) ou encore gélose ordinaire est un milieu d'isolement non-sélectif. En parallèle, on utilise le milieu de culture gélose Mueller-Hinton pour l'incubation des bactéries avec les échantillons.

Les différentes espèces bactériennes ont été repiquées par la méthode des stries, puis incubées à 37 °C afin d'obtenir des colonies isolées qui vont servir à la préparation de l'inoculum. Des colonies bien séparées des espèces bactériennes concernées ont été prélevées à l'aide d'une anse de platine stérile et homogénéisées dans un volume d'eau physiologique jusqu'à obtenir de la turbidité de cette eau.

La gélose de Mueller Hinton stérile prête à l'usage a été coulée dans des boîtes de pétrie stériles de 90 mm de diamètre. L'épaisseur de la gélose est de 2 mm répartie uniformément. Ces dernières doivent être séchées 30 min à température ambiante du laboratoire avant leur emploi. Elles sontensemencées par étalage à l'aide d'un râteau stérile (les écouvillons), l'ensemencement s'effectue de telle sorte à assurer une distribution homogène des bactéries.

Des disques de papier Wathman n°1 de 6 mm de diamètre, stériles, sont chargés de l'extrait à tester. Des disques imprégnés de méthanol ou de l'antibiotique (gentamicine) sont également utilisés comme témoin négatif ou positif respectivement. A l'aide d'une pince stérile, les disques de papier filtre contenant les produits à tester sont déposés à la surface de la gélose inoculée au préalable.

L'activité antibactérienne est déterminée en terme de diamètre de la zone d'inhibition produite autour des disques après 24 h d'incubation à 37° C.

I.3.6. Analyses Statistiques

Pour les tests polyphénoliques et les tests antioxydants, Les valeurs EC_{50} (concentration effectrice à 50 %) sont calculées par la méthode de régression linéaire à partir de la courbe [% inhibition = f (concentrations)].

Toutes les expériences ont été réalisées en triplicata et les résultats ont été exprimés en moyenne \pm l'écart-type. L'étude statistique a été réalisée par le logiciel statistique XL-STAT et STAT View V.7.1. En utilisant Anova suivie du test LSD de Fisher et du test de Dunnett pour les comparaisons multiples. Les différences ont été considérées significatives au seuil de probabilité de 5 % ($p < 0,05$).

Un test de corrélation est fait pour l'activité antibactérienne pour voir la relation entre la concentration de l'échantillon et la zone d'inhibition obtenue.

Chapitre II
Résultats et discussion

II.1. Rendement d'extraction des différentes plantes étudiées

Les résultats obtenus concernant le rendement des extraits issus de différentes espèces végétales investiguées après différents modes de séchage sont présentés dans le tableau IV et figure 04.

Tableau IV: Rendement et couleur des différents extraits

Plantes	Mode de séchage	couleur	Rendement (%)
<i>Retama retam</i>	Fraîche	Vert foncé	11,79
	Air libre	Marron clair	16,77
	Etuve	Vert turbidé	20,32
	Séchoir solaire	marron	11,88
	Lyophilisé	marron	18,05
<i>Oudneya africana</i>	Fraîche	Vert clair	10,65
	Air libre	Marron foncé	33,22
	Etuve	Vert moyen	36,9
	Séchoir solaire	marron	27
	Lyophilisé	marron	34,91
<i>Calligonum comosum</i>	Fraîche	Orange clair (jaune ± rouge)	6,3
	Air libre	Rouge clair	19,2
	Etuve	marron	24,2
	Séchoir solaire	Jaune ± orange	31,41
	Lyophilisé	Marron clair	29,16
<i>Cymbopogon schoenanthus</i>	Fraîche	Vert clair	5
	Air libre	jaune	9,33
	Etuve	Vert jaune	11,5
	Séchoir solaire	marron	11

	Lyophilisé	Jaune clair	15,45
<i>Helianthemum lippii</i>	Fraîche	Marron clair	8,7
	Air libre	marron	15
	Etuve	Marron clair	25,43
	Séchoir solaire	marron	21,33
	Lyophilisé	grena	15,16
<i>Haloxylon scoparium</i>	Fraîche	Marron foncé	17,86
	Air libre	Marron clair	30,25
	Etuve	Marron plus foncé, grena	30,32
	Séchoir solaire	Marron	23,4
	Lyophilisé	grena	26,93
<i>Cotula cinerea</i>	Fraîche	Vert clair	12,16
	Air libre	Marron clair	15,38
	Etuve	Marron clair	20,1
	Séchoir solaire	Marron clair	23,2
	Lyophilisé	jaune	22,6
<i>Aristida pungens</i>	Fraîche	jaune	6,66
	Air libre	jaune	8,28
	Etuve	jaune	10,5
	Séchoir solaire	marron	11,4
	Lyophilisé	Jaune clair	11,6
<i>Asphodelus tenuifolius</i>	Fraîche	Marron clair	11
	Air libre	Marron clair	44,6
	Etuve	Marron clair	40
	Séchoir solaire	Marron clair	27,69
	Lyophilisé	Marron	23,66

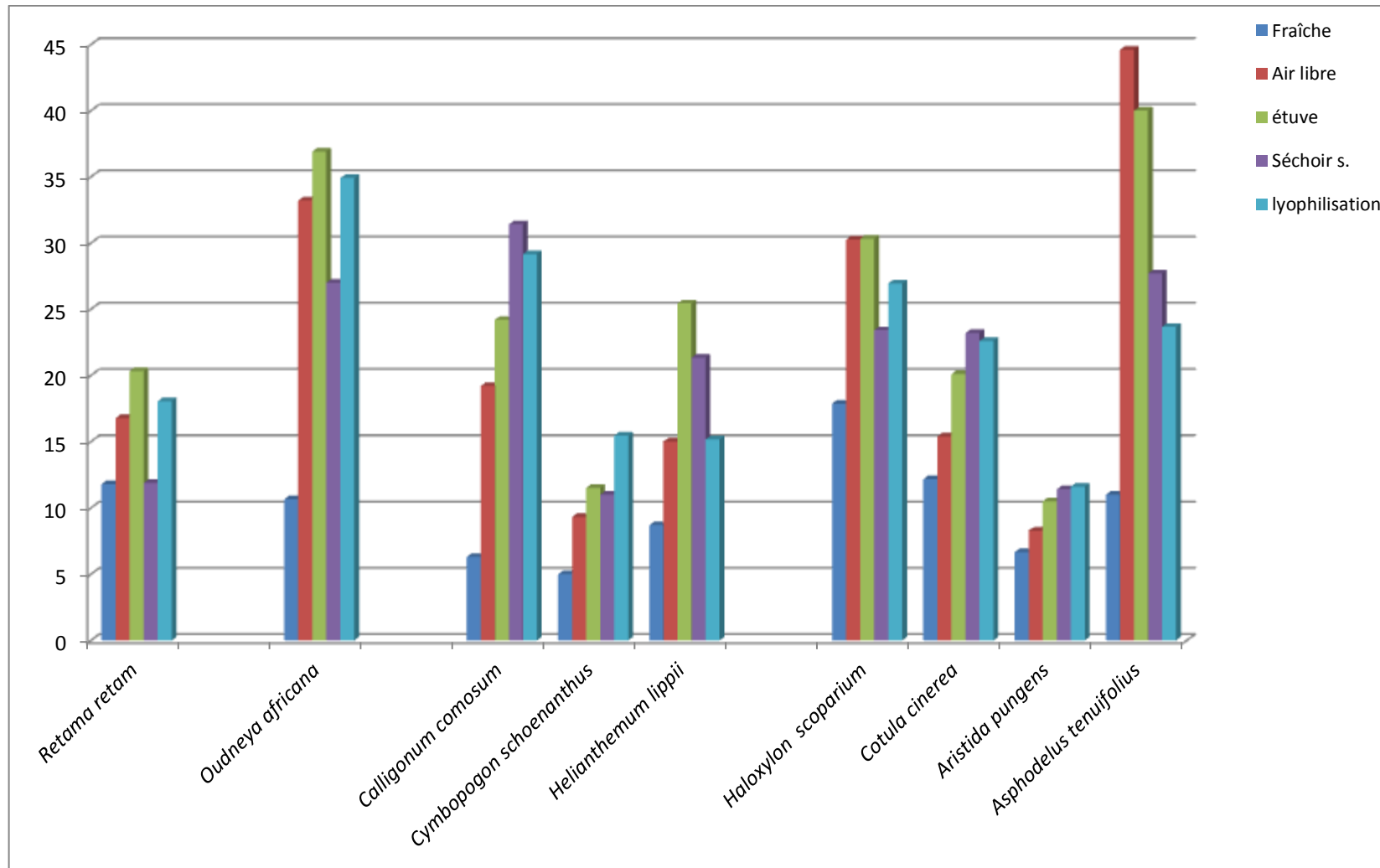


Figure 04 : Valeurs de rendements de différentes plantes étudiées

Au vu des résultats, il apparaît toujours que le rendement le plus faible est obtenu avec l'extrait de la plante fraîche, quelle que soit la plante utilisée. Ce résultat peut être expliquée par la présence d'eau qui serait à l'origine de la diminution du poids effectif de la plante par rapport aux plantes sèches.

Concernant les plantes ayant subi les différents modes de séchage, le rendement d'extraction varie selon les espèces et selon le mode de séchage. Le meilleur rendement d'extraction d'*Asphodelus tenuifolius* qui s'élève à 44,6 % est obtenu lorsque la plante est séchée à l'air libre. Le séchoir solaire a permis l'obtention du meilleur rendement d'extraction de *Calligonum comosum* et *Cotula cinerea* dont les valeurs respectives sont de 31,41% et 23,2%. Les taxons *Retama retam*, *Oudneya africana*, *Helianthemum lippii* et *Haloxylon scoparium* présentent les rendements les plus élevés lorsqu'ils sont séchés à l'étuve, leurs valeurs sont de 20,32 ; 36,9 ; 25,43 et 30,32% respectivement. C'est la lyophilisation qui a permis l'obtention des plus grands rendements d'extraction de 15,45% et 11,6% pour *Cymbopogon schoenanthus* et *Aristida pungens* respectivement (Tableau IV).

Discussion

Les similitudes de nos résultats avec la littérature constatées pour le rendement d'extraction de certaines espèces et les grands écarts avec d'autres laissent penser que ce paramètre n'est que relatif. En effet, concernant le rendement d'extraction de *Oudneya africana*, des résultats proches des nôtres ont été signalés par NABATI (2014) (29,55%) alors que KHACHEBA et BENAMAR (2008) n'ont pu obtenir qu'un rendement de 6,75% pour la même espèce. Cette grande différence du rendement d'extraction a également été constatée pour *Haloxylon scoparium* dont la valeur que nous avons obtenue est de 30,32%, alors que ces mêmes auteurs signalent un rendement de 3,94%. Les différences constatées dans les rendements d'extraction entre les espèces étudiées selon le mode de séchage pourraient être expliquées par la nature des taxons investigués, leurs écotypes, leur composition, la période de la récolte et le mode de conservation.

Certes, les métabolites secondaires végétaux constituent un ensemble de molécules qui ne sont pas indispensables à la survie d'une plante. Il s'agit majoritairement de molécules de taille et de masse faibles comparées aux métabolites primaires dont les glucides, les lipides et les acides aminés. Certaines sont à la source d'odeurs, jouant ainsi à la fois un rôle répulsif

envers leurs agresseurs phytophages (concurrents écologiques) et/ou attractif par des pigments permettant de capter le rayonnement solaire mais aussi de protéger la plante contre ce rayonnement (cire) ou bien elles interviennent aussi dans les mécanismes d'adaptation vis-à-vis des conditions édapho-climatiques du milieu.

Parmi les métabolites secondaires isolés des plantes, les alcaloïdes, les terpénoïdes, les flavonoïdes,...etc. Ces composés et d'autres peuvent être obtenus par différentes procédures d'extraction où il est utilisé de nombreux solvants organiques pour leur isolement dont l'éthanol, le méthanol, l'acétone, le pentane, l'hexane, l'acétate d'éthyle, le dichlorométhane, le chloroforme, etc...). Il est à noter également que l'emploi des solvants, varie en fonction du groupement chimique ciblé et au sein du même groupement chimique varie en fonction des composés visés (BRUNETON, 1993).

La teneur d'une plante en composés, varie en fonction de l'espèce végétale considérée et au sein de la même espèce végétale en fonction du stade de développement, l'écotype, la saison, la période de récolte, l'organe (feuille, tige, racine, etc...), et pour une estimation la teneur d'une plante en métabolites secondaires quelconques le rendement d'extraction, est évalué. Elle évolue sensiblement selon la procédure d'extraction utilisée (LAGUNEZ RIVERA, 2006).

L'application d'une technique de séchage sur une plante médicinale nécessite une étude particulière de l'impact de cette technique sur ses principes actifs (ALEXIS *et al.*, 2011).

II.2. Identification des composés phénoliques par Chromatographie liquide à haute performance (HPLC)

L'extraction de principes actifs à haute valeur ajoutée à partir de la matière végétale, notamment le cas des polyphénols, qui suscitent actuellement beaucoup d'intérêt grâce à leur pouvoir antioxydant, est une étape très importante dans l'isolement et l'identification des composés phénoliques. En conséquence, beaucoup d'auteurs ont étudié l'influence de différentes conditions d'extraction sur les rendements de composés phénoliques de source végétale (BONNAILLIE *et al.*, 2012 et JOKIC *et al.*, 2010).

Le Dichlorométhane est un solvant organique polaire aprotique qui attire les flavonoïdes et les tanins. Contrairement au chloroforme et au toluène qui sont des solvants apolaires, de telle façon que le premier va attirer les flavanols et le deuxième va attirer les composés apolaires comme les lipides et les terpènes.

L'analyse par Chromatographie liquide à haute performance (HPLC) permet de quantifier les composants des différents échantillons injectés en se basant sur les courbes d'étalonnage de six étalons standards (Voir annexe n°02).

Les étalons sont utilisés à une concentration de 1 µg/ml, les analyses étant réalisées à 300 nm. L'identification et la quantification des composés phénoliques contenus dans les extraits se font par comparaison du temps de rétention (T_R), des surfaces des pics des étalons utilisés par rapport à ceux obtenus en analysant les différents extraits (Tableau V).

Tableau V : Caractéristiques des étalons phénoliques analysés par HPLC

	Nom du étalon	T_R (min)	Equation	R^2
1	Acide gallique	5.23	$Y=23616x-72329$	0.997
2	Acide chlorogénique	13.62	$Y=39775x-18813$	0.996
3	Acide caféique	16.3	$Y=75728x$	0.986
4	Quercétine	20.37	$Y=548x-2832$	0.992
5	Vanniline	21.46	$Y=82773x-14238$	0.990
6	Rutine	28.22	$Y=24113x-10605$	0.996

Les principaux métabolites secondaires quantifiés dans les extraits des différentes espèces investiguées séchées selon différents modes de séchage sont consignés dans le tableau VI.

On remarque la richesse des extraits de *Calligonum comosum* et *Haloxylon scoparium* en acide gallique dont les teneurs varient entre 7,812 µg/mg et 6,64 µg/mg respectivement, lorsqu'ils sont séchées au séchoir solaire (Figure 5, 6).

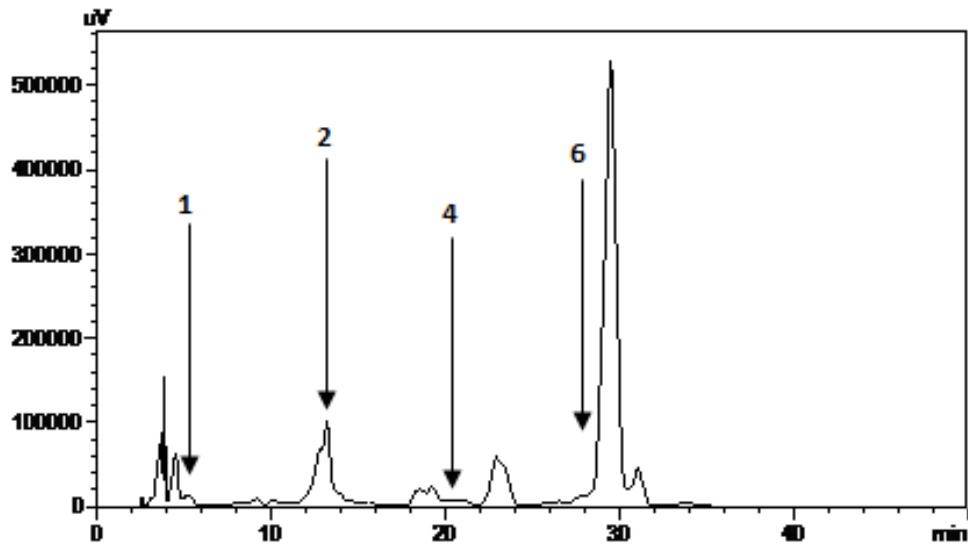


Figure 05 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Calligonum comosum* séchée séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane

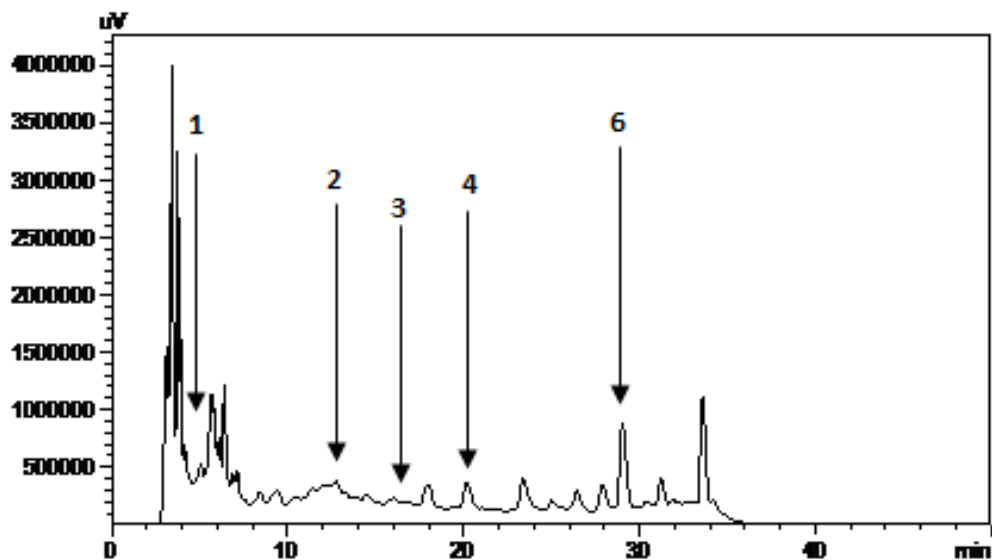


Figure 06 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Haloxylon scoparium* séché au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane

1 : Acide gallique 2 : Acide chlorogénique 3 : Acide caféique 4 : Quercétine
6 : Rutine

L'analyse quantitative par HPLC montre que l'espèce végétale *Cotula cinerea* est riche en acide chlorogénique en comparaison aux autres extraits issus de différentes espèces

végétales étudiées selon le mode de séchage. Les contenus en ce métabolite sont compris entre 1,034 $\mu\text{g}/\text{mg}$ chez l'extrait de *Cotula cinerea* séchée au séchoir solaire et 3,469 $\mu\text{g}/\text{mg}$ chez la même espèce séchée à l'étuve, tandis que *Haloxylon scoparium* contient 0,018 $\mu\text{g}/\text{mg}$ d'acide chlorogénique lorsqu'elle séchée à l'air libre (Figure 7, 8 et 9).

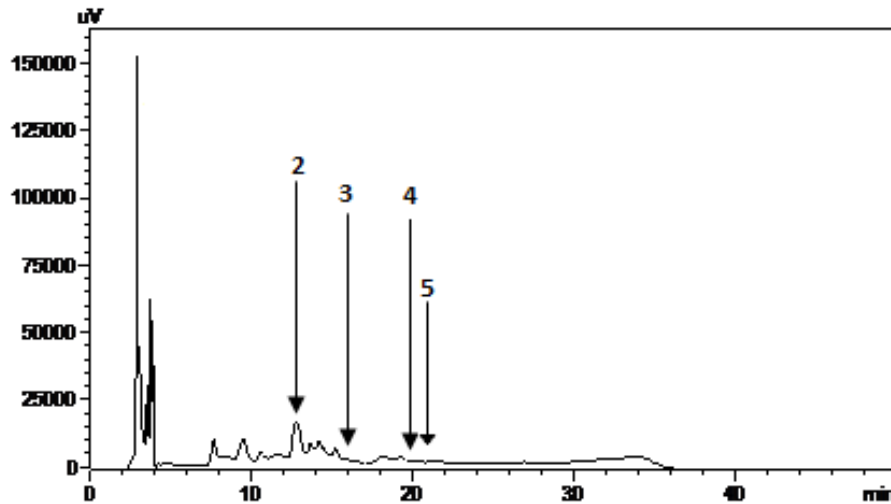


Figure 07 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cotula cinerea* séchée au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane

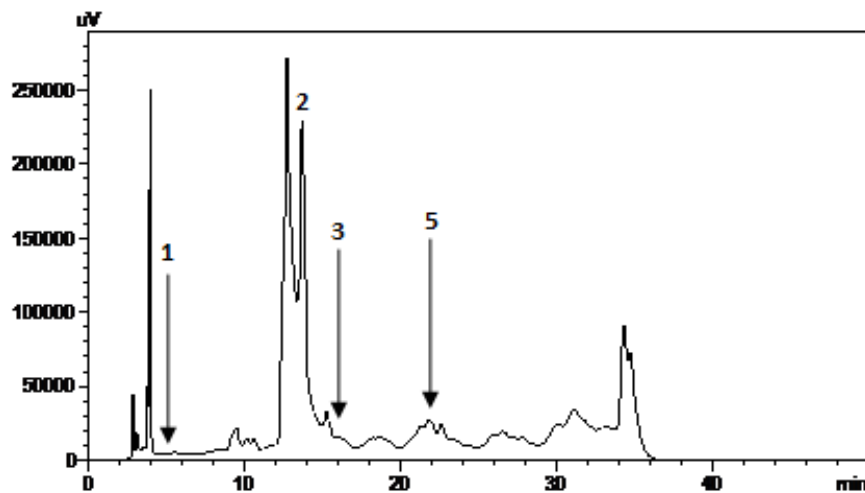


Figure 08 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cotula cinerea* étuvée après la séparation par Dichlorométhane

- 1: Acide gallique 2 : Acide chlorogénique 3 : Acide caféique 4 : Quercétine
5: Vanniline

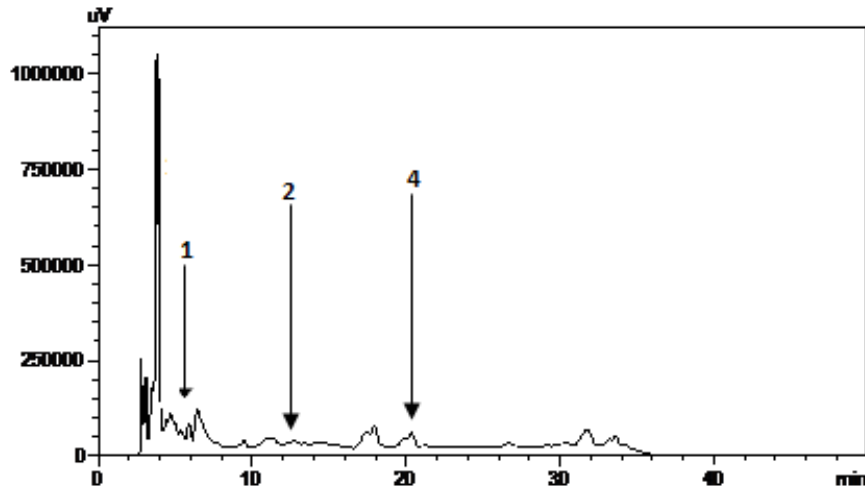


Figure 09 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Haloxylon scoparium* séché à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane

L'acide caféique et la vanilline peuvent être considérés comme les composants majeurs chez les extraits de *Aristida pungens* séchée selon différents modes. La teneur la plus élevée en acide caféique est celle des plantes lyophilisées (1.08 $\mu\text{g}/\text{mg}$) et la teneur la plus élevée en vanilline est celle des plantes étuvées (4.60 $\mu\text{g}/\text{mg}$) (Figure 10, 11).

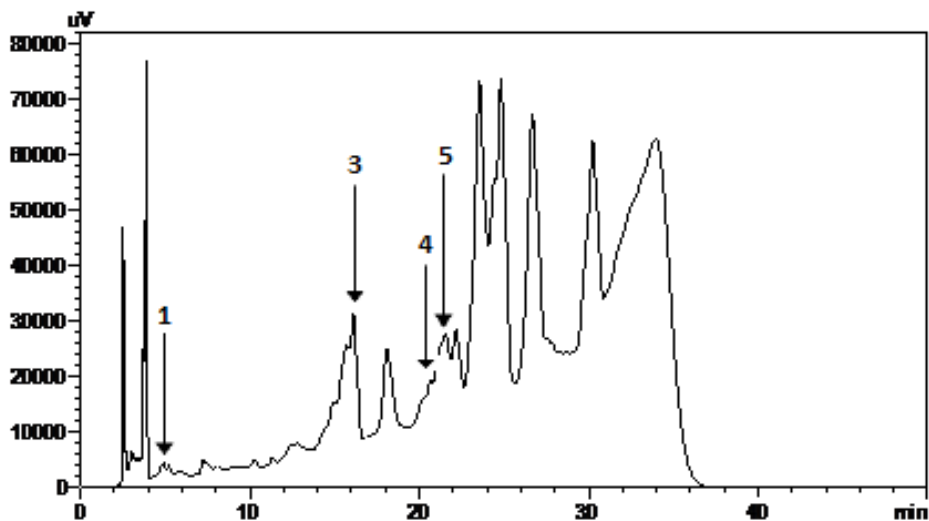


Figure 10 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Aristida pungens* lyophilisée après la séparation par Dichlorométhane

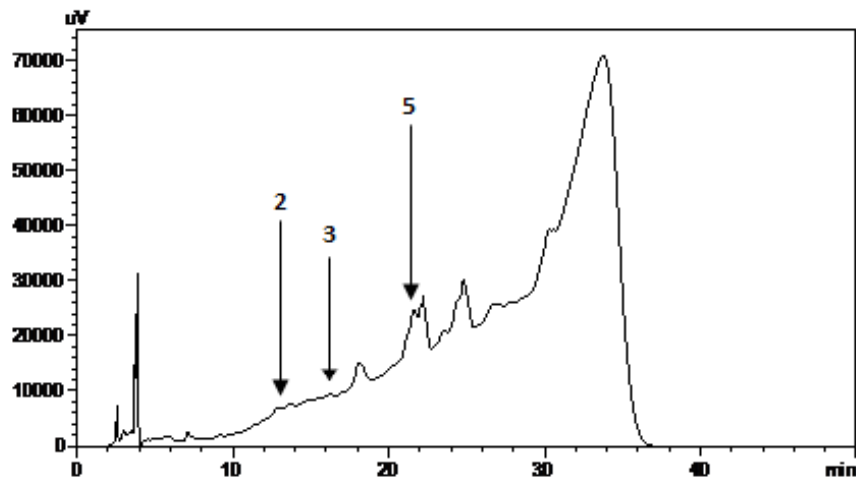


Figure 11 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Aristida pungens* étuvée après la séparation par Dichlorométhane

D'après les résultats obtenus, on remarque que les extraits de *Oudneya africana* et de *Haloxylon scoparium* sont composées majoritairement de quercétine quel que soit le mode de séchage. Les valeurs maximales sont de 133.554 $\mu\text{g}/\text{mg}$ dans les extraits des plantes de *Oudneya africana* lyophilisées et 289.432 $\mu\text{g}/\text{mg}$ dans les extraits des plantes de *Haloxylon scoparium* séchées au séchoir solaire (Figure 06 et 12).

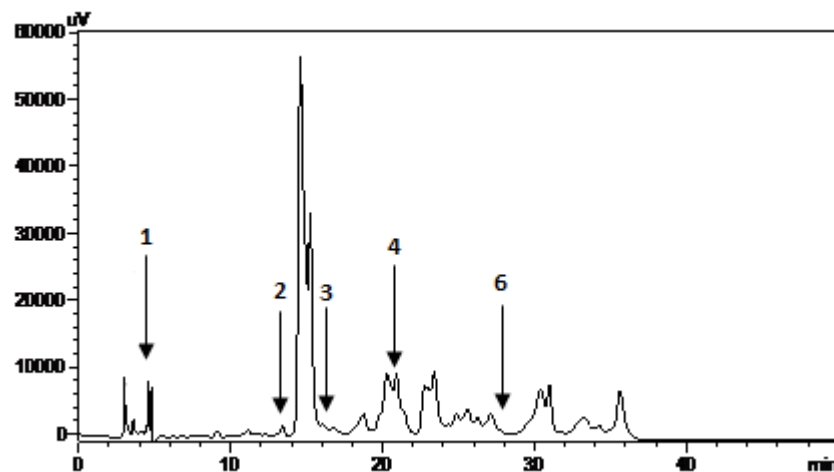


Figure 12 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Oudneya africana* lyophilisée après la séparation par Dichlorométhane

- | | | | |
|--------------------|------------------------|--------------------|----------------|
| 1 : Acide gallique | 2: Acide chlorogénique | 3 : Acide caféïque | 4 : Quercétine |
| 5 : Vaniline | 6 : Rutine | | |

On remarque la richesse des extraits de *Helianthemum lippii* et de *Calligonum comosum* en rutine dont les teneurs varient entre 3,753 et 5,992 $\mu\text{g}/\text{mg}$ chez les extraits de ces espèces végétales séchées au séchoir solaire respectivement (Figure 13).

Notons que le choix des étalons est basé sur leur disponibilité. Les résultats obtenus montrent qu'il y a une variation de concentration en différents métabolites secondaires dans les différents taxons selon les différents modes de séchage, ceci peut être expliqué par la spécificité des molécules extraites ou l'effet du séchage sur la concentration de ces métabolites.

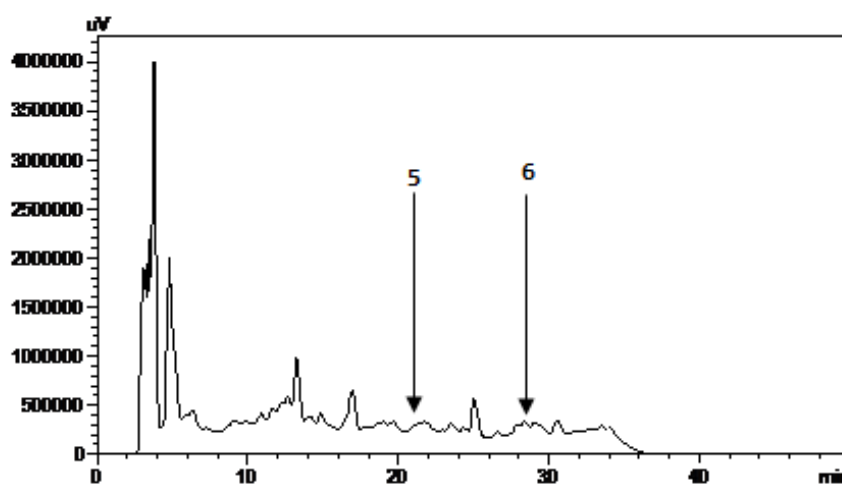


Figure 13 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Helianthemum lippii* séché au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)

5 : Vaniline

6: Rutine

Quelques chromatogrammes sont illustrés dans les figures : 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20 et 21. Par ailleurs les restes sont illustrés dans l'annexe 03.

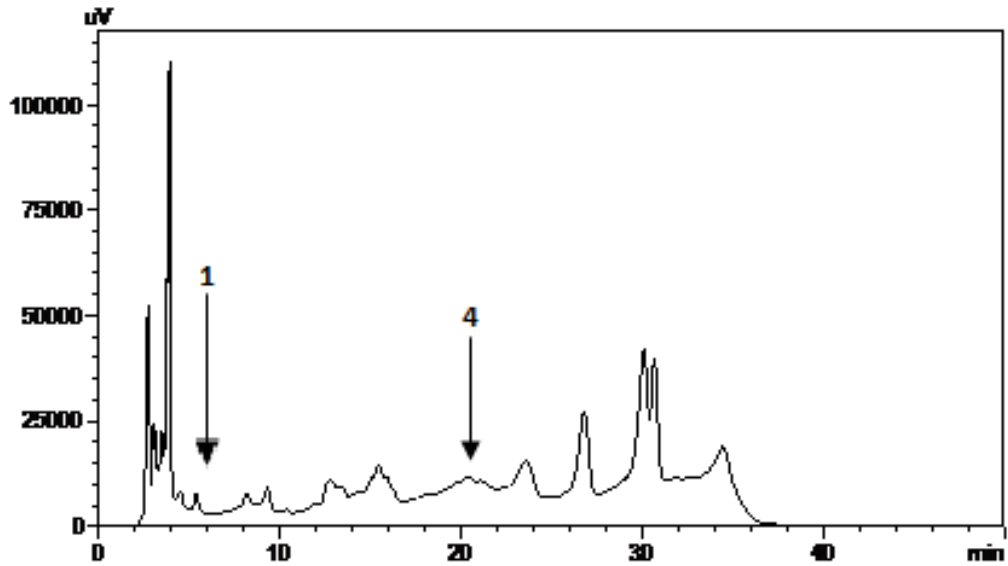


Figure 14 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Retama retam* lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane

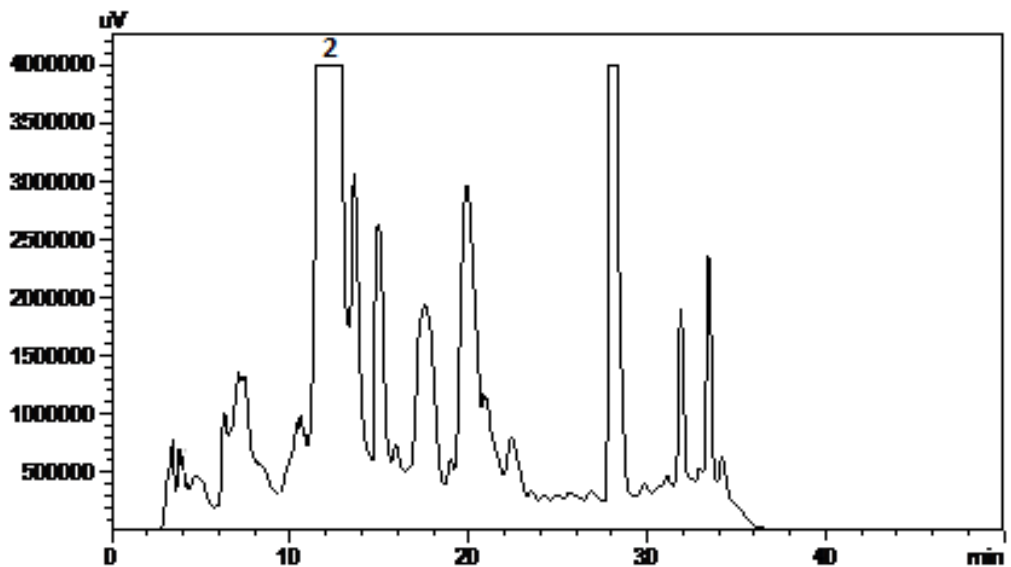


Figure 15: Chromatogramme HPLC d'extrait de *Oudneya africana* séché à l'étuve après la séparation par Dichlorométhane

1 : Acide gallique

2 : Acide chlorogénique

4 : Quercétine

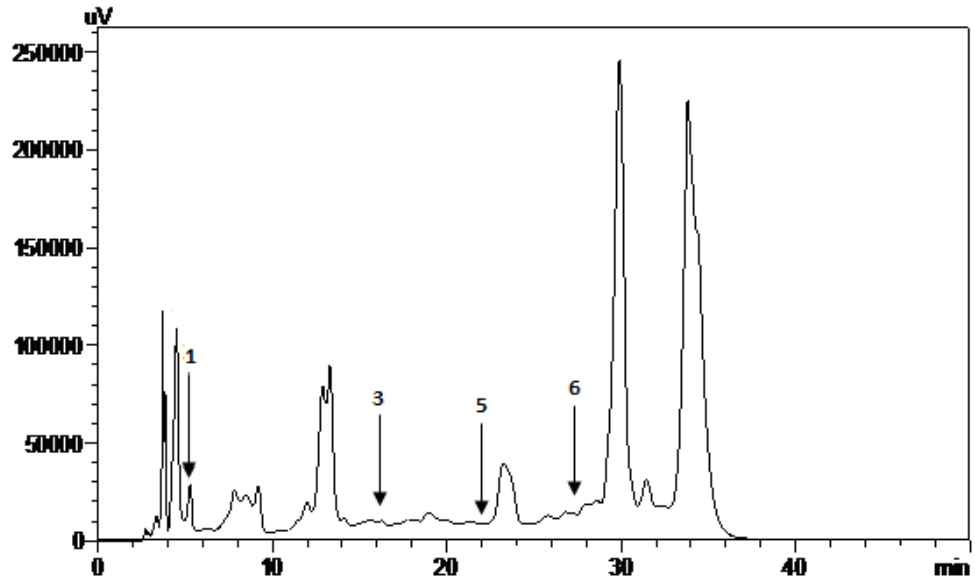


Figure 16 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Calligonum comosum* séché à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane

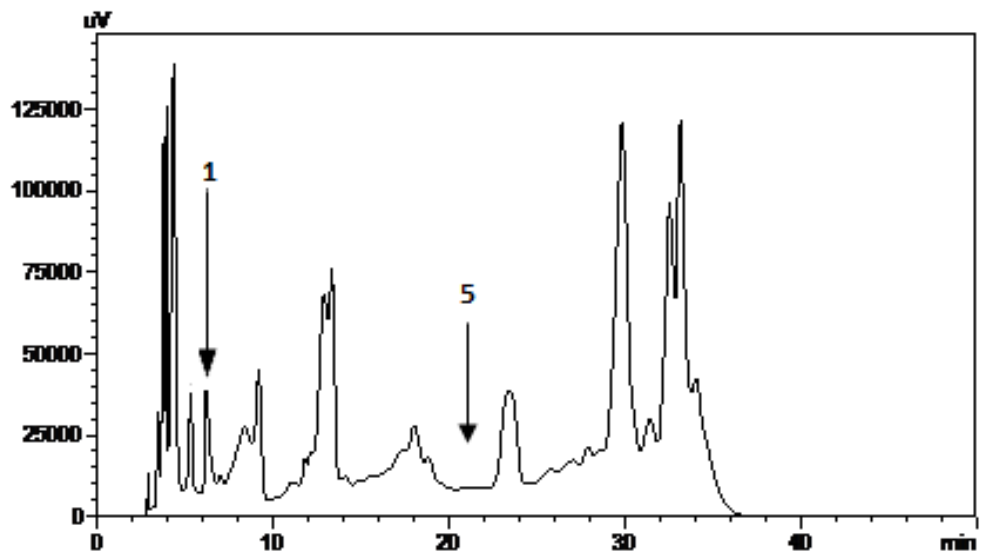


Figure 17 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Calligonum comosum* séché à l'étuve après la séparation par Dichlorométhane

1 : Acide gallique

3 : Acide caféique

5 : Vaniline

6 : Rutine

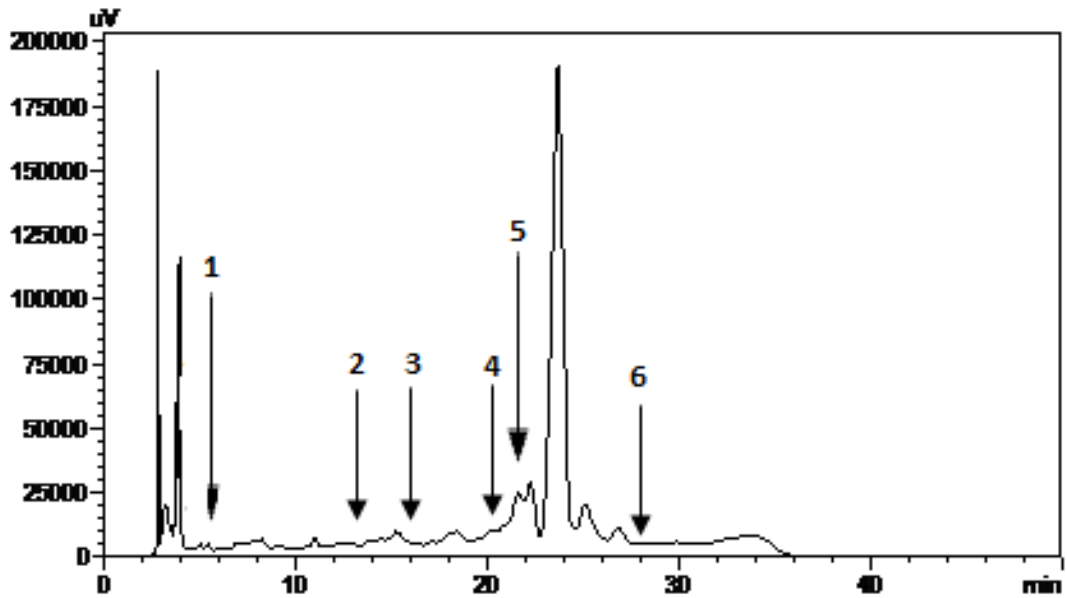


Figure 18 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cymbopogon schoenanthus* lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)

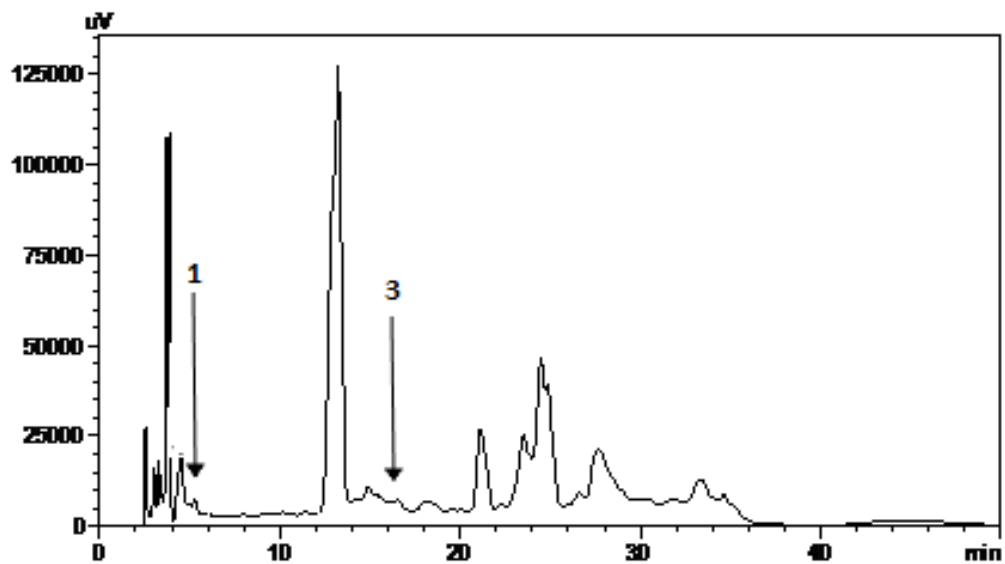


Figure 19 : Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Helianthemum lippii* séché au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane

- | | | | |
|--------------------|-------------------------|--------------------|----------------|
| 1 : Acide gallique | 2 : Acide chlorogénique | 3 : Acide caféique | 4 : Quercétine |
| 5 : Vanniline | 6 : Rutine | | |

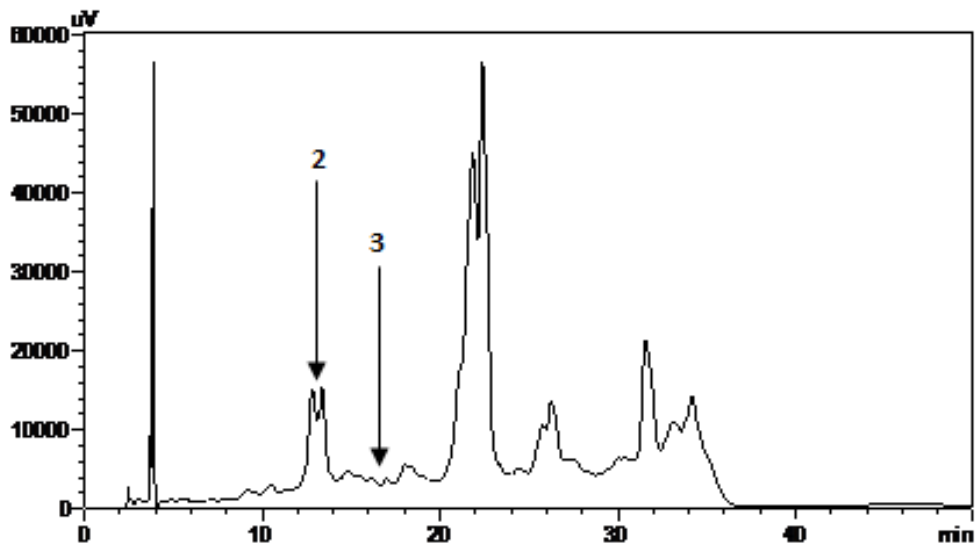


Figure 20 : Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cotula cinerea* séché à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane

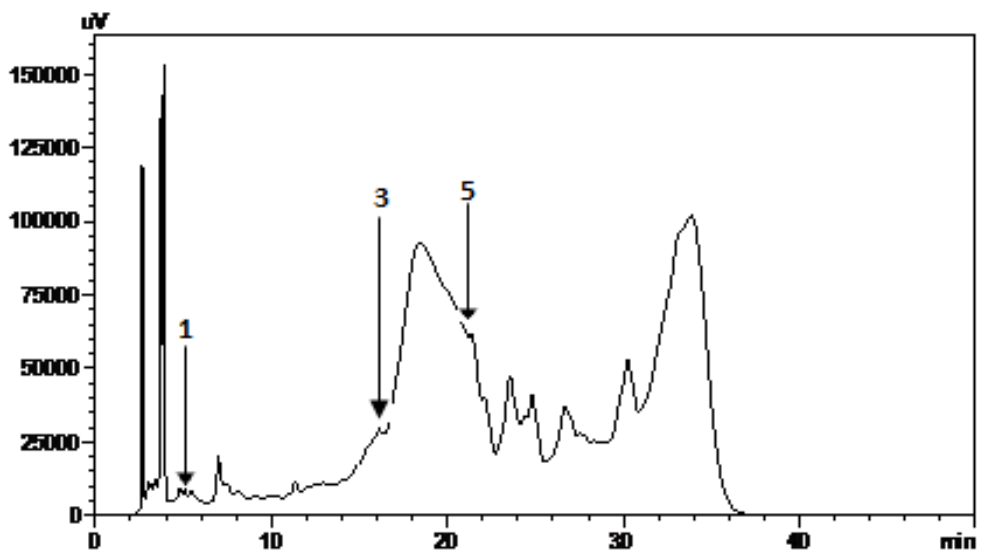


Figure 21: Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Aristida pungens* lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)

1 : Acide gallique 2 : Acide chlorogénique 3 : Acide caféique 5 : Vanniline

Discussion

Selon la littérature, les acides phénoliques en générale sont des anti antibactériens, antifongiques et antioxydants. Par ailleurs, les flavonoïdes sont considérés comme des antitumorales, anticarcinogènes, anti-inflammatoires, Hypotenseurs, diurétiques et Antioxydants.

Parmi les molécules identifiées par HPLC dans les extraits des plantes séchées selon différents modes, on distingue tout d'abord les dérivées de l'acide benzoïque, composé d'un squelette de sept atomes de carbone, tel que l'acide vanillique et l'acide gallique. En parallèle, l'acide caféique et l'acide chlorogénique sont des acides phénols dérivés de l'acide cinnamique C₃-C₆. L'acide caféique, l'acide gallique et l'acide vanillique sont considérés comme des métabolites antioxydants.

D'après AKANITAPICHAT *et al.* (2010), la quantité d'acide ascorbique, d'acide gallique et d'acide chlorogénique dans les fruits secs est élevée de façon remarquable après le séchage.

Le potentiel antioxydant des extraits de *Haloxylon scoparium* et *Aristida pungens* depend beaucoup plus de la présence des acides phénoliques. Les principaux constituants phénoliques de ces deux taxons sont l'acide gallique et l'acide caféique.

La quercétine ou quercétol est un flavonoïde de type flavonol ; la rutine est un diglycoside de la quercétine, le quercétol 3-O-rutinoside, relativement fréquent dans la nature sont réputés par leurs effets antimicrobiens remarquables.

Les différents taxons investigués peuvent donc être classés en deux classes essentielles : l'une riche en polyphénols et l'autre riche en flavonoïdes (Tableau VI).

D'après les résultats obtenus, on remarque que le séchage au séchoir solaire et la lyophilisation sont deux modes permettant de préserver les métabolites secondaires existants dans les espèces végétales étudiées. Les chromatogrammes des autres échantillons sont illustrés dans l'annexe 04.

Tableau VI : richesse en polyphénols et en flavonoïdes des différentes espèces investiguées par HPLC

espèces	Richesse en	
	Polyphénols	flavonoïdes
<i>Retama retam</i>		
<i>Oudneya africana</i>		+
<i>Calligonum comosum</i>	+	+
<i>Helianthemum lippii</i>	+	+
<i>Haloxylon scoparium</i>	+	+
<i>Cotula cinerea</i>	+	
<i>Cymbopogon schoenanthus</i>		
<i>Aristida pungens</i>	+	
<i>Asphodelus tenuifolius</i>		

D'après les résultats obtenus par la chromatographie liquide à haute performance (HPLC), il apparaît que le séchage au séchoir solaire peut préserver la majorité des composés analysés de la plupart des espèces végétales investiguées (Tableau VII).

La solubilité des composés phénoliques dépend de leur nature chimique dans la plante, qui varie de composés simples à fortement polymérisés. Les matières végétales peuvent contenir des quantités variables d'acides phénoliques, phénylpropanoïdes, anthocyanines, et tanins (GARCIA-SALAS *et al.*, 2010). Cette diversité structurale est responsable de la grande variabilité des propriétés physico-chimiques influençant l'extraction des polyphénols (KOFFI *et al.*, 2010). Entre outre, la solubilité des composés phénoliques est affectée par la polarité du solvant utilisé. Par conséquent, il est très difficile de développer un procédé d'extraction approprié pour entraîner tous les composés phénoliques de la plante (MAHMOUDI *et al.*, 2013).

Tableau VII : Quantification de quelques métabolites secondaires existant dans les espèces végétales investiguées

	Mode de séchage	Esp1	Esp 2	Esp 3	Esp 4	Esp 5	Esp 6	Esp 7	Esp 8	Esp 9
Acide gallique	Fraîche	0,16	0,33	2,708	0,859	5,64	0,112	0,273	0	0,672
	Air libre	0,252	0,54	0,759	1,416	0,384	0,245	0,244	4,742	0,088
	Etuve	0,172	0	0,761	0,23	1,705	0,111	0,222	2,417	0,13
	Séchoir S.	0,0127	0,0919	7,812	0,823	6,64	0,351	0,231	0,751	0,195
	Lyophilisé	0,335	0,8	1,863	1,081	0	0,167	0,47	0,815	0,694
Acide chlorogénique	Fraîche	0,246	0,978	0	0	0	2,464	0,128	0,137	0,337
	Air libre	0,112	0	0	0	0,018	1,576	0	3,641	0,107
	Etuve	0,433	4,35	0	0,807	0	3,469	0,204	1,607	0,0437
	Séchoir solaire	0,0122	0	0,662	0	1,883	1,034	0,219	0,339	0,342
	Lyophilisé	0	0,221	0	0	0	1,653	0,226	0	0,46
	Fraîche	0,323	0,073	0	0,189	0,122	0	0,197	0,12	0,005

Acide caféique	Air libre	0	0,02	0,023	0,343	0	0,148	0,324	0,897	0,024
	Etuve	0,065	0	0	0,075	0,051	0,059	0,53	0,275	0,002
	Séchoir solaire	0	0,033	0,047	0,368	0,416	0,065	0,107	0,403	0,006
	Lyophilisé	0	0,016	0	0,187	0,001	0	0,032	1,081	0,148
Vanniline	Fraîche	0,402	0,28	0,345	0,598	0	0,157	0,377	0,691	0,011
	Air libre	0,236	0,128	0,176	0,44	0,014	0	0,738	4,026	0
	Etuve	0,215	0	0,012	0,15	0,189	0,1614	0,8	4,601	0,0126
	Séchoir S.	0	0,005	0	2,407	0	0,124	0,711	2,099	0
	Lyophilisé	0	0	0	0,173	0,0328	0,089	1,362	1,462	0,2979
Quercétine	Fraîche	19,999	87,083	9,029	0	101,223	0	13,933	0	0
	Air libre	15,479	41,492	0	0	14,181	16,06	74,074	0	1,095
	Etuve	45,082	0	0	0	20,533	0	33,05	0	0
	Séchoir S.	1,314	31,208	291,522	0	289,432	0,651	44,187	0	5,249
	Lyophilisé	57,405	133,554	1,584	0	0	0	6,453	62,098	32,894

Rutine	Fraîche	1,879	0,385	0	0,314	0	0	0	0	0,115
	Air libre	1,02	0,432	0,79	0,789	0	0	0,182	0	0,1789
	Etuve	0,259	0	0	0	0,709	0	0	0,267	0,0442
	Séchoir S.	0,0258	0,3	5,992	3,753	0,454	0,316	0,114	0	0
	Lyophilisé	0	0,0969	0	0	0,403	0	0,385	0	0

Esp 1 *Retama retam*Esp 4 *Helianthemum lippii*Esp 7 *Cymbopogon schoenanthus*Esp 2 *Oudneya africana*Esp 5 *Haloxylon scoparium*Esp 8 *Aristida pungens*Esp 3 *Calligonum comosum*Esp 6 *Cotula cinerea*Esp 9 *Asphodelus tenuifolius*

II.3. Teneurs des extraits des plantes testées en composées phénoliques totaux

Les teneurs en polyphénols sont exprimées en milligramme équivalent acide gallique par gramme de matière sèche.

D'après les résultats obtenus, on remarque que le séchage au séchoir solaire et à l'étuve préservent les polyphénols totaux de la majorité des espèces végétales investiguées (Fig. 22).

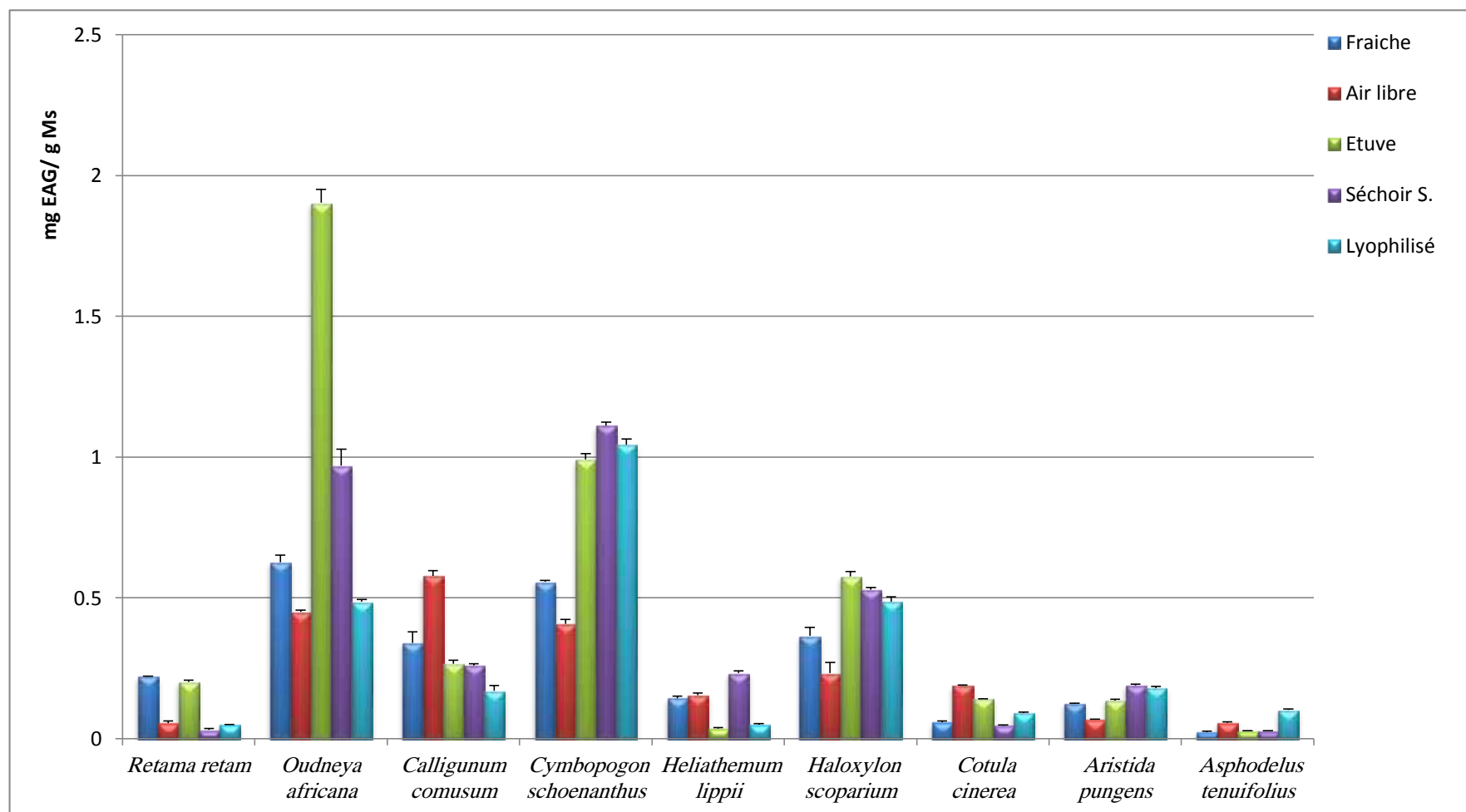


Figure 22 : Teneurs en polyphénols de différentes espèces végétales étudiées

La figure 22 laisse apparaître des teneurs en composés phénoliques plus importants dans les extraits de certaines plantes séchées selon différents modes que dans les extraits des plantes fraîches.

Parmi les modes de séchage, le séchoir solaire permet la préservation voire l'augmentation des composés phénoliques extraits à partir de la majorité des espèces étudiées. En effet, les teneurs en polyphénols de ces plantes variant entre 0,023 mg EAG/g MS chez *Asphodelus tenuifolius* et 0,62 mg EAG/g MS chez *Oudneya africana* dans les plantes fraîches, sont évaluées entre 0,026 mg EAG/g MS et 0,96 mg EAG/g MS chez ces mêmes plantes séchées au séchoir solaire.

L'étuvage permet aussi une meilleure extraction des polyphénols à partir de *Oudneya africana*, *Cymbopogon schoenanthus*, *Haloxylon scoparium* et *Cotula cinerea* dont le contenu phénolique de leur extraits est compris entre 0,14 mg EAG/g MS chez *Cotula cinerea* et 1,90 mg EAG/g MS chez *Oudneya africana*.

Les polyphénols des extraits des plantes lyophilisées sont plus importants que ceux des extraits des plantes fraîches dans le cas de *Cymbopogon schoenanthus*, *Haloxylon scoparium*, *Cotula cinerea*, *Aristida pungens* et *Asphodelus tenuifolius* dont les contenus varient entre 0,09 mg EAG/g MS chez *Cotula cinerea* et 1,04 mg EAG/g MS chez *Cymbopogon schoenanthus*.

Seules *Calligonum comosum* et *Cotula cinerea* séchées à l'air libre présentent des contenus phénoliques légèrement plus importants que ceux des plantes fraîches. Ce mode de séchage, au contraire conduit à une moindre extraction de ces métabolites dans la plupart des espèces investiguées.

Par ailleurs, les teneurs en flavonoïdes des différentes espèces végétales étudiées sont exprimés en mg équivalent Quercétine/ g de matière sèche (Fig. 23)

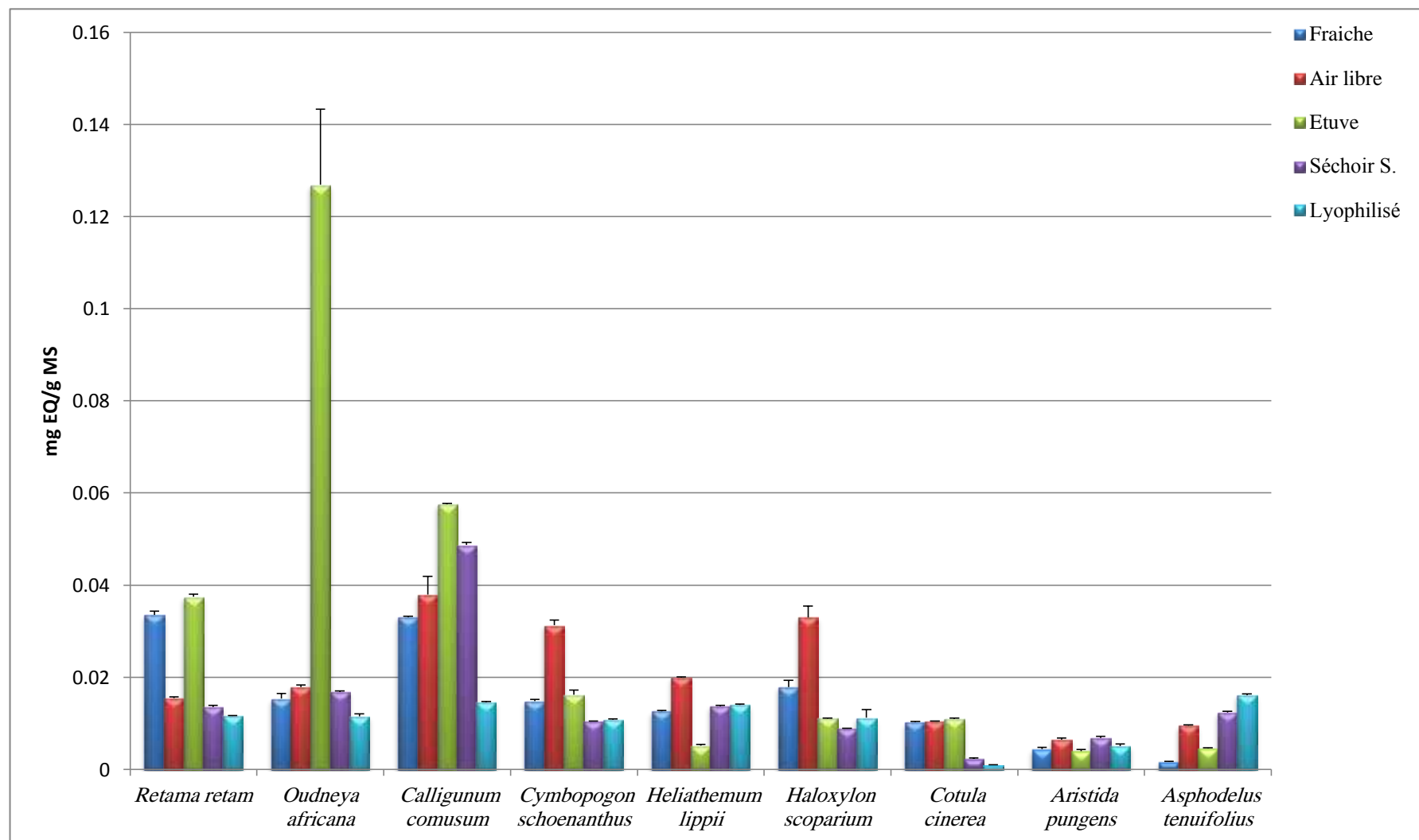


Figure 23 : Teneurs en flavonoïdes totaux des différentes plantes investiguées

La figure 23 illustre des teneurs en flavonoïdes plus importantes dans les extraits de certaines plantes séchées selon différents modes que dans les extraits des plantes fraîches.

Parmi les modes de séchage, l'étuvage permet la préservation voire l'augmentation des flavonoïdes extraits à partir de la majorité des espèces étudiées. En effet, les teneurs en flavonoïdes de ces plantes variant entre 0,001 mg EQ/g MS chez l'*Asphodelus tenuifolius* et 0,03 mg EQ /g MS chez *Calligonum comosum* et *Retama retam* dans les plantes fraîches sont évaluées entre 0,004 mg EQ /g MS et 0,057 et 0,037 mg EQ /g MS chez ces mêmes plantes séchées à l'étuve.

Le séchage au séchoir solaire permet aussi une meilleure extraction des flavonoïdes à partir de *Oudneya africana*, *Calligonum comosum*, *Aristida pungens*, *Helianthemum lippii* et *Asphodelus tenuifolius* dont le contenu de leur extraits est compris entre 0,006 mg EQ /g MS chez *Aristida pungens* et 0,04 mg EQ /g MS chez *Calligonum comosum*.

Les flavonoïdes des extraits des plantes séchées à l'air libre sont plus importants que ceux des extraits des plantes fraîches dans le cas de *Oudneya africana*, *Calligonum comosum*, *Cymbopogon schoenanthus*, *Haloxylon scoparium*, *Aristida pungens*, *Helianthemum lippii* et *Asphodelus tenuifolius* dont les contenus varient entre 0,006 mg EQ /g MS chez *Aristida pungens* et 0,037 mg EQ /g MS chez *Calligonum comosum*.

Seules *Aristida pungens*, *Helianthemum lippii* et *Asphodelus tenuifolius* lyophilisées présentent des contenus flavonoïques légèrement plus importants que ceux des extraits des plantes fraîches. Ce mode de séchage a conduit à une moindre extraction de ces métabolites dans la plupart des espèces étudiées.

Les teneurs en tanins sont illustrées dans la figure 24. Ces teneurs sont exprimées en mg équivalent acide gallique/g de matière sèche.

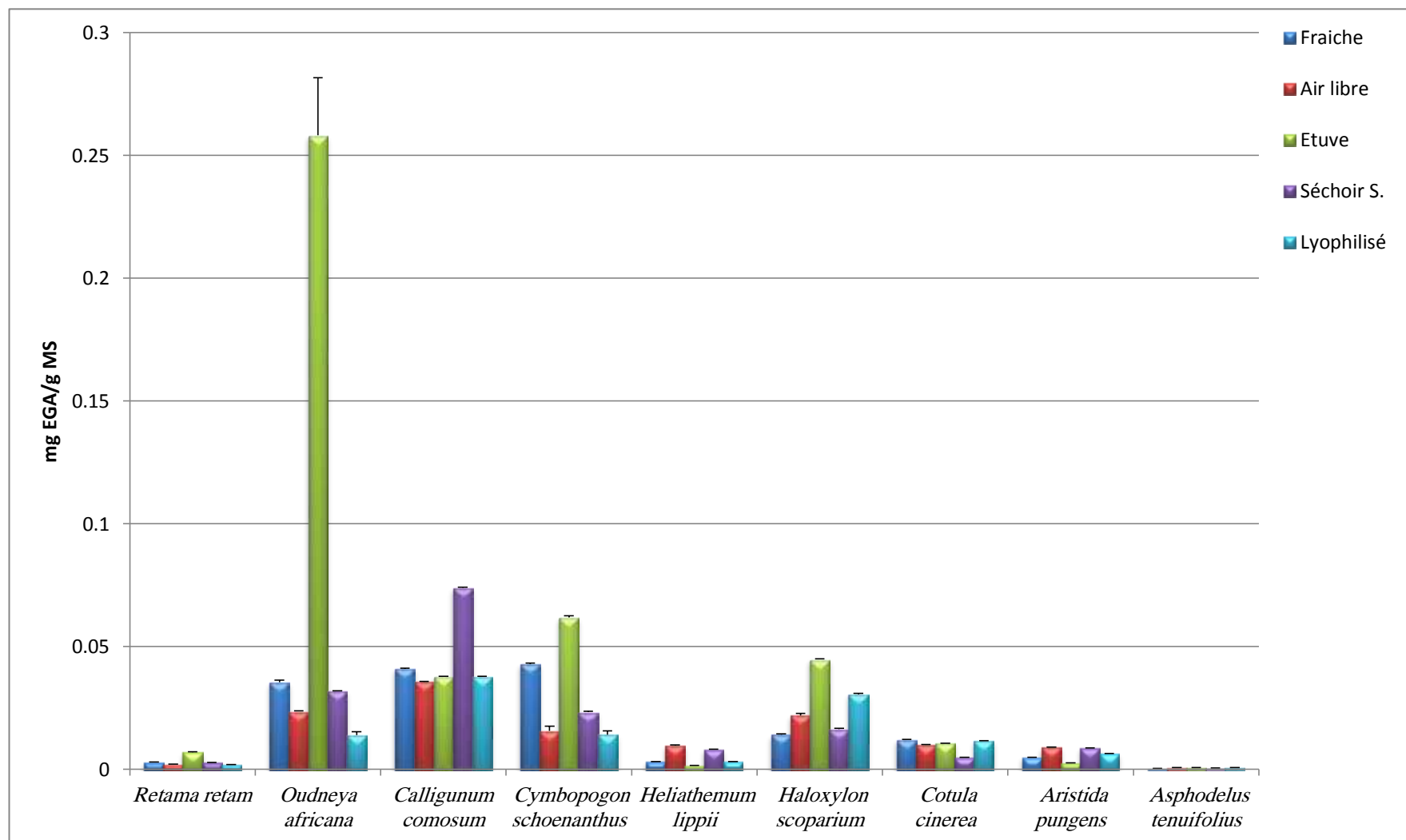


Figure 24 : Teneurs en tanins des différentes plantes étudiées

La figure 24 montre des teneurs en tanins plus importants dans les extraits de certaines plantes séchées selon différents modes que dans les extraits de leurs plantes fraîches.

Parmi les modes de séchage, l'étuvage permet la préservation voire l'augmentation des tanins extraits à partir de la majorité des espèces étudiées. En effet, les teneurs en tanins de ces plantes variant entre 0,002 mg EAG/g MS chez *Retama retam* et 0,041 mg EAG/g MS chez *Calligonum comosum* dans les plantes fraîches sont évaluées entre 0,007 mg EAG/g MS et 0,037 mg EAG/g MS chez les mêmes plantes séchées à l'étuve.

Le séchage au séchoir solaire permet aussi une meilleure extraction des tanins à partir de *Calligonum comosum*, *Haloxylon scoparium*, *Aristida pungens* et *Helianthemum lippii* dont le contenu de leurs extraits est compris entre 0,008 mg EAG/g MS parallèlement chez *Cotula cinerea* et *Aristida pungens* et 0,07 mg EAG/g MS chez *Calligonum comosum*.

Les tanins des extraits de plantes séchées à l'air libre sont plus importants que ceux des extraits des plantes fraîches dans le cas de *Haloxylon scoparium*, *Aristida pungens* et *Helianthemum lippii* dont les contenus varient entre 0,009 mg EAG/g MS chez *Aristida pungens* et 0,022 mg EAG/g MS chez *Haloxylon scoparium*.

Seules *Haloxylon scoparium* et *Aristida pungens* lyophilisées présentent des teneurs en tanins légèrement plus importantes que celles des extraits des plantes fraîches. Le mode de séchage a même conduit à une moindre extraction de ces métabolites dans la plupart des espèces investiguées.

Discussion

En générale, les teneurs des polyphénols varient qualitativement et quantitativement d'une plante à l'autre, cela peut être attribué à plusieurs facteurs tels que les facteurs climatiques et environnementaux : la zone géographique, sécheresse, sol, agressions et maladies...etc. (EBRAHIMI *et al.*, 2008). Le patrimoine génétique, la période de la récolte et le stade de développement de la plante (MILIAUSKAS *et al.*, 2004). La méthode d'extraction et la méthode de quantification peuvent également influencer l'estimation de la teneur des phénols totaux (LEE *et al.*, 2003).

L'augmentation des teneurs en polyphénols dans les plantes séchées a également été constatée par YAN *et al.*, (2008). Elle peut être due à plusieurs facteurs dont les conditions environnementales, le degré de maturité, la température de séchage ainsi que le type de solvant utilisé pour l'extraction de ces métabolites (SCHLESIER *et al.*, 2002 ; TSAI *et al.*, 2008 ; BOUDJOUREF, 2011). La méthode d'extraction et celle de quantification peuvent également influencer l'estimation de la teneur des phénols totaux.

Selon FALLEH *et al.*, (2008), la distribution des métabolites secondaires peut changer pendant le développement de la plante. Ceci peut être lié aux conditions climatiques dures (la température élevée, exposition solaire, sécheresse, salinité), qui stimulent la biosynthèse des métabolites secondaires tels que les polyphénols.

En effet, au cours du séchage, la chaleur favoriserait une destruction thermique des cellules à pigments contenant les polyphénols. Cette destruction thermique serait plus importante à des températures élevées. Ce qui a pour conséquence une quantité de polyphénols plus élevée. Cependant, au cours de traitement à haute température, la structure des polyphénols peut être dégradée (NOGBOU *et al.*, 2015).

Il apparaît clair que la majorité des modes de séchage adoptés permettent de préserver les composés phénoliques des plantes fraîches. Cet effet positif peut être dû au fait que la température dans ces différents modes n'excède pas les 45°C, ne conduisant pas à la dénaturation de ces composés. En effet, la dépolymérisation des macromolécules telle que les polyphénols, flavonoïdes ou tanins ne peut avoir lieu qu'à des températures atteignant de 50 à 60°C (O'CONNEL et FOX, 1999). D'ailleurs, CHAN *et al.*, (2009), ont rapporté que des pertes dans la teneur en polyphénols totaux d'échantillons de plantes qui ont subi un traitement thermique sont observées.

Les teneurs élevées en composés phénoliques par comparaison aux flavonoïdes et tanins sont logiques étant donné que les flavonoïdes représentent les composés majoritaires des polyphénols.

L'élévation de la teneur en flavonoïdes des échantillons séchés à l'étuve, par rapport aux échantillons étudiés est probablement due à la dégradation des composés phénoliques par les hautes températures (CHAN *et al.*, 2009).

L'affection du contenu en flavonoïdes et en tanins des plantes par la lyophilisation pourrait être due au non respect de la chaîne de froid (possibilité de décongélation avant la sublimation).

SLIMESTAD et VERHEUIL (2005) ont observé sur une saison de culture que les teneurs en acide chlorogénique, en rutine ou en naringénine chalcone, pouvaient être multipliées par trois en fonction de la date de récolte.

DIBON *et al.*, 2011 ; JEAN et JIRI, 1983 ; MAIZAK et HAMMICHE, 1993, soulignent que l'infusion, la décoction et la macération constituent l'essentiel de la plupart des préparations et d'utilisation des drogues végétales préparées à base de solvant dans la thérapie.

Les résultats de polyphénols qui sont comparable aux résultats obtenus par KHACHEBA et BENAMAR, (2008) pour les extraits méthanolique de *Oudneya africana* la teneur des polyphénols totaux de 7060 µg GAE/g, NABATI (2014), trouve que ces teneurs est égale à 143.26 µg GAE/g.

Selon RACHED, (2009), la teneur des polyphénols totaux d'extraits méthanolique de *Haloxylon scoparium* séchée à l'aide d'un lyophilisateur est de l'ordre 212.909 µg GAE/g qui est comparable avec les résultats obtenus dans ce travail 486.23 µg GAE/g.

En parallèle, et selon Hadj Moussa (2012), la teneur des polyphénols totaux dans un extrait hydroalcoolique de *Retama retam* est égale à 239.46 mg EAG/g. En parallèle cette étude montre que l'extrait de *Retama retam* fraîche et séché à l'étuve présente les valeurs 220,89 µg GAE/g et 201,66 µg GAE/g respectivement.

Les résultats trouvés par les analyses en composantes principales (ACP) confirment toutes les données qu'on a vu précédemment. Ces analyses des polyphénols illustrent trois groupes principaux qui montrent une corrélation positive entre la plupart des plantes étudiées et le séchage par le séchoir solaire (Fig. 25).

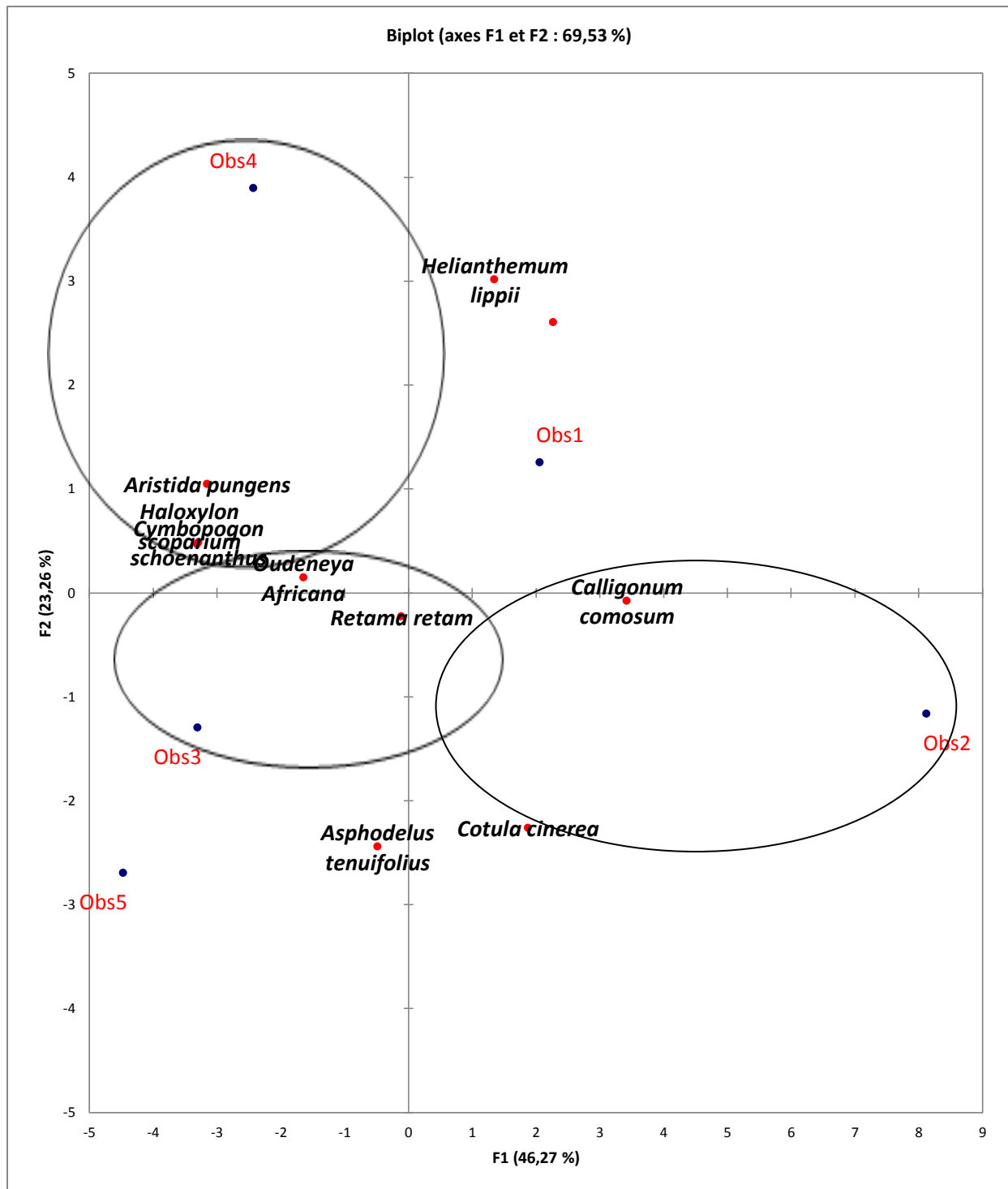


Figure 25 : Analyse en composantes principales (ACP) des polyphénols

Obs1 : plante fraîche ; Obs2 : air libre ; Obs3 : étuve ; Obs4 : séchoir solaire ; Obs5 : lyophilisation

Pour les flavonoïdes, on trouve que l'étuvage regroupe la majorité des espèces végétales investiguées (Fig. 26).

Un groupe est apparu par les analyses des tanins en utilisant l'ACP, contenant *Oudneya africana*, *Retama retam* et *Cymbopogon schoenanthus* qui présentent une corrélation positive avec l'étuvage, ce qui confirme nos résultats cités ci-dessus (Fig. 27).

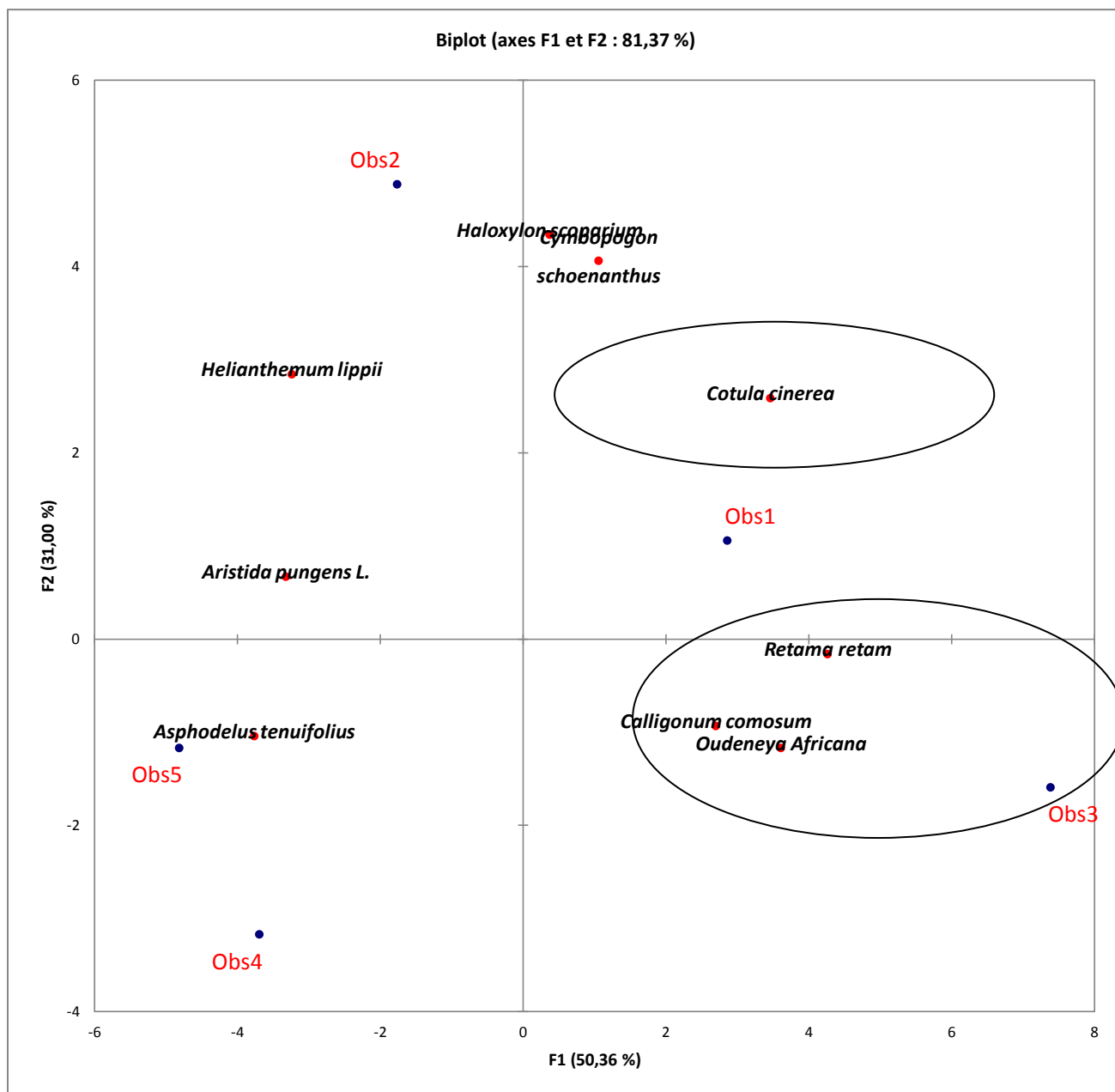


Figure 26 : Analyse en composantes principales (ACP) des flavonoïdes

Obs 1 : plante fraîche ; Obs 2 : air libre ; Obs 3 : étuve ; Obs 4 : séchoir solaire ; Obs 5 : lyophilisation

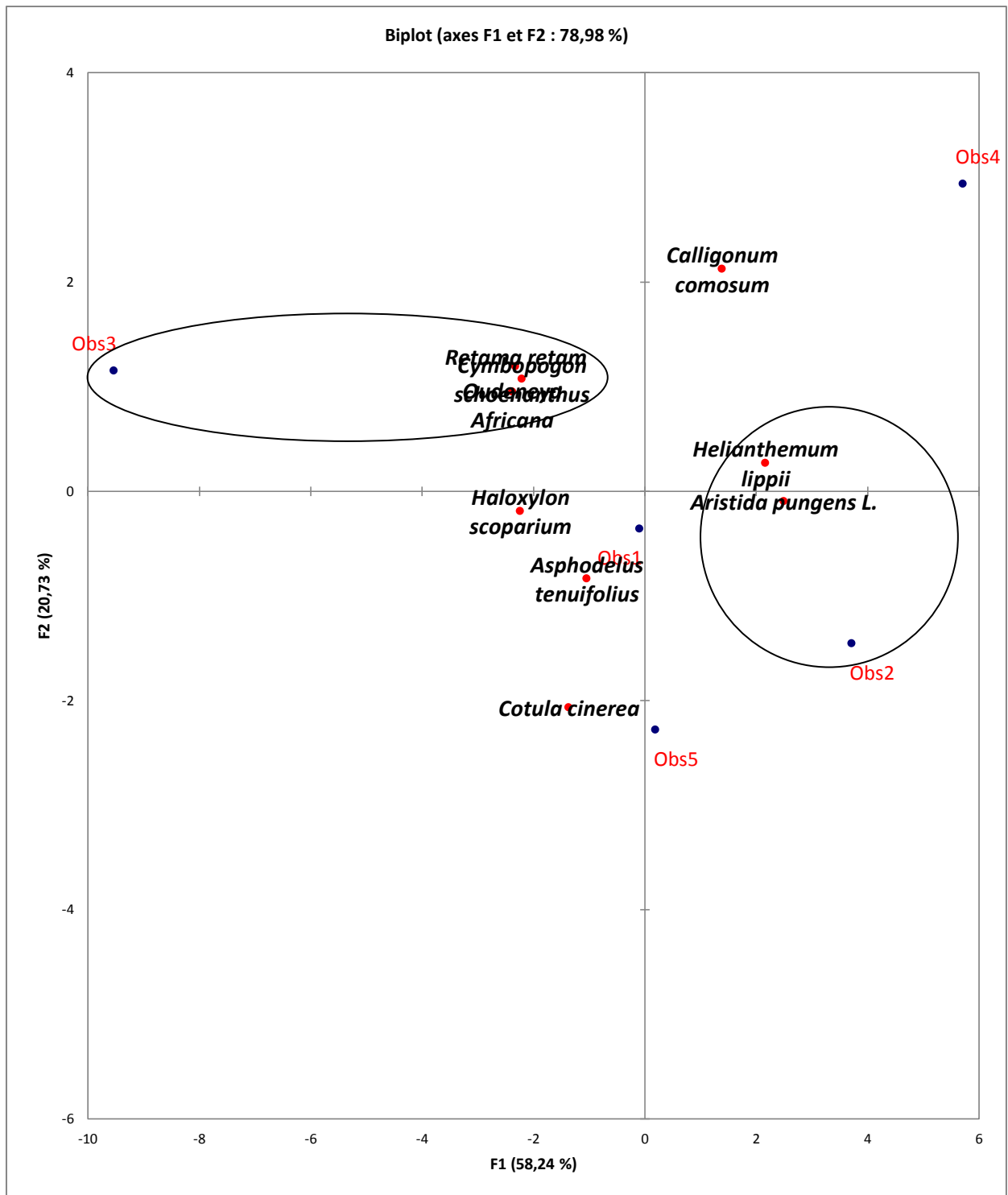


Figure 27 : Analyse en composantes principales (ACP) des tanins

Obs1 : plante fraîche ; Obs2 : air libre ; Obs3 : étuve ; Obs4 : séchoir solaire ; Obs5 : lyophilisation

II.4. Activités biologiques des extraits des plantes étudiées

II.4.1. Activité antioxydante des extraits par le test DPPH'

Afin d'évaluer l'activité antioxydante des espèces végétales étudiées, une courbe d'étalonnage est réalisée avec l'acide gallique (Annexe 04).

Les valeurs des EC_{50} déterminées en mg/ml exprimant la concentration efficace de l'extrait nécessaire pour le piégeage et la réduction de 50% de moles de DPPH dissous dans du méthanol. La propriété antioxydante des extraits végétaux est déterminée par la diminution du pouvoir absorbant du DPPH, induite par les antioxydants végétaux (Fig. 28) (Tableau VIII).

Le tableau VIII laisse apparaître qu'il y a une fluctuation des EC_{50} de toutes les espèces végétales étudiées selon différents modes de séchage.

L'étuvage et le séchage au séchoir solaire permettent une meilleure préservation de l'activité antioxydante de *Calligonum comosum*, *Haloxylon scoparium* et *Aristida pungens* dont les EC_{50} de leurs extraits sont comprises entre 0,068 mg/ml chez *Haloxylon scoparium* et 1,83 mg/ml chez *Cotula cinerea*.

Les EC_{50} des extraits des plantes séchées à l'air libre sont plus importants que ceux des extraits des plantes fraîches dans le cas de *Retama retam*, *Calligonum comosum*, *Cotula cinerea* et *Aristida pungens* dont les valeurs varient entre 0,719 mg/ml pour celui d'*Aristida pungens* et 1,53 mg/ml pour l'extrait de *Calligonum comosum*.

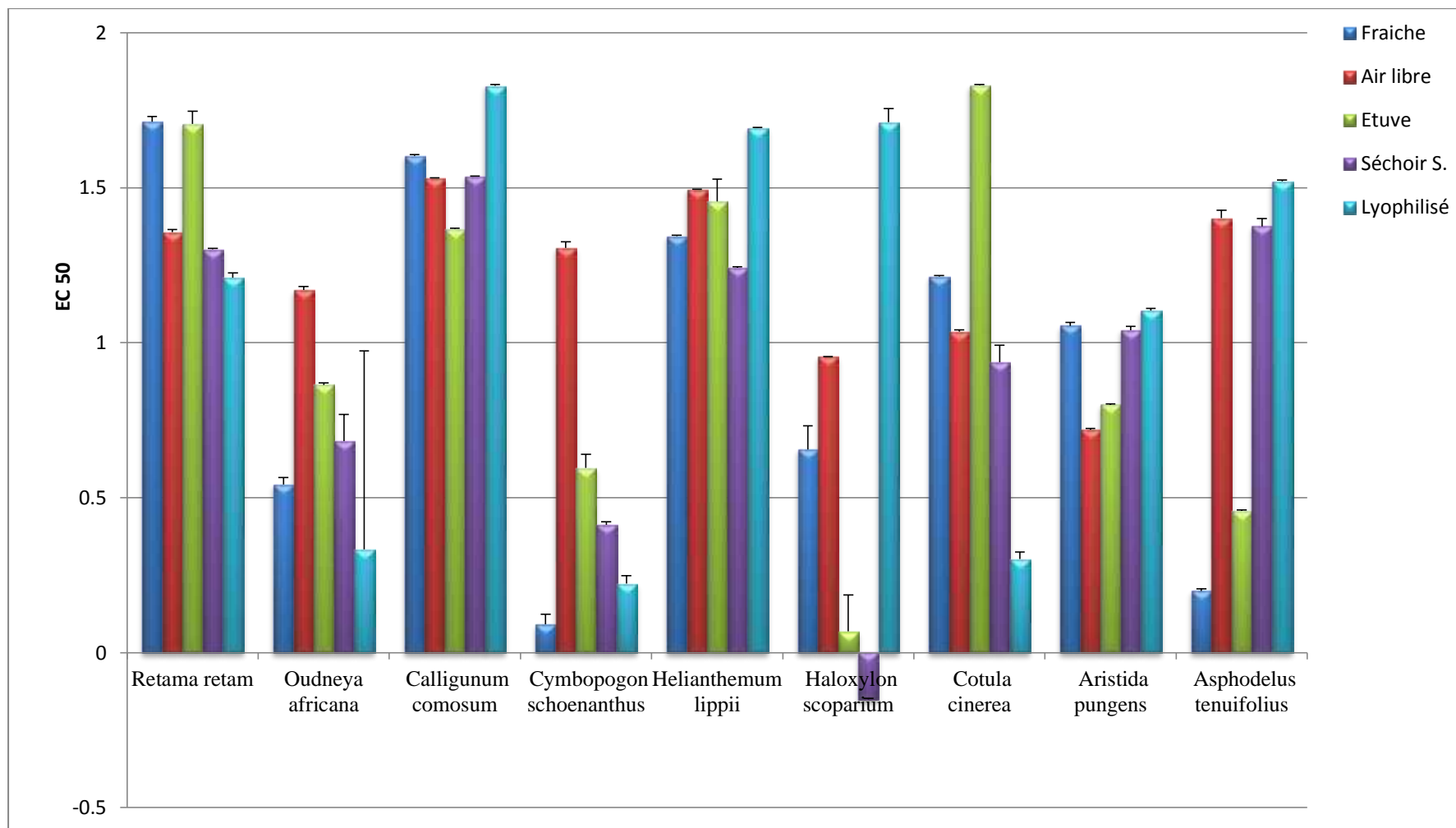


Figure 28 : Les différentes valeurs de EC₅₀ des espèces investiguées

Tableau VIII : EC₅₀ des différents extraits étudiés

Plante	Mode de séchage	Acide gallique	EC ₅₀	écartype	Test de Fisher	Prob.	Sig.
<i>Retama retam</i>	Fraîche	$y = 34,541x + 14,92$	1,713	0,010	358,434		
	Etuve		1,705	0,024		0,646	NS
	Air libre		1,356	0,05		<0,0001	HS
	Séchoir solaire		1,301	0,002		<0,0001	HS
	Lyophilisé		1,210	0,008		<0,0001	HS
<i>Oudneya africana</i>	Fraîche		0,542	0,13	3,642		
	Etuve		0,863	0,004		0,203	NS
	Air libre		1,169	0,006		0,0203	S
	Séchoir solaire		0,682	0,050		0,565	NS
	Lyophilisé		0,333	0,370		0,396	NS
<i>Calligonum comosum</i>	Fraîche		1,602		14439,300		
	Etuve		1,367	0,001		<0,0001	HS
	Air libre		1,530	0,001		<0,0001	HS
	Séchoir solaire		1,537	0,000		<0,0001	HS
	Lyophilisé		1,829	0,002		<0,0001	HS
<i>Cymbopogon schoenanthus</i>	Fraîche		0,091	0,019	826,062		
	Etuve		0,596	0,025		<0,0001	HS
	Air libre		1,305	0,011		<0,0001	HS
	Séchoir solaire		0,412	0,006		<0,0001	HS
	Lyophilisé		0,222	0,015		0,0002	S
	Fraîche	1,343	0,001				
	Etuve	1,455	0,042		0,0018	S	

<i>Helianthemum lippii</i>	Air libre		1,495	0,000	81,969	0,0002	S
	Séchoir solaire		1,242	0,001		0,0033	S
	Lyophilisé		1,692	0,001		<0,0001	HS
<i>Haloxylon scoparium</i>	Fraîche		0,655	0,044	378,573		
	Etuve		0,068	0,068		<0,0001	HS
	Air libre		0,955	0,000		0,0002	S
	Séchoir solaire		-0,150	0,002		<0,0001	HS
	Lyophilisé		1,711	0,025		<0,0001	HS
<i>Cotula Cinerea</i>	Fraîche		1,214	0,002	1238,602		
	Etuve		1,830	0,001		<0,0001	HS
	Air libre		1,035	0,004		<0,0001	HS
	Séchoir solaire		0,936	0,032		<0,0001	HS
	Lyophilisé		0,302	0,013		<0,0001	HS
<i>Aristida pungens</i>	Fraîche		1,054	0,006	1262,88		
	Etuve		0,800	0,001		<0,0001	HS
	Air libre		0,719	0,003		<0,0001	HS
	Séchoir solaire		1,040	0,007		0,0678	NS
	Lyophilisé		1,103	0,004		<0,0001	HS
<i>Asphodelus tenuifolius</i>	Fraîche		0,199	0,004	4136,273		
	Etuve		0,457	0,001		<0,0001	HS
	Air libre		1,402	0,015		<0,0001	HS
	Séchoir solaire		1,375	0,015		<0,0001	HS
	Lyophilisé		1,520	0,003		<0,0001	HS

HS : hautement significative, S : significative. Niveau de signification 5%.

Discussion

L'activité antioxydante des extraits de *Retama retam*, de *Oudneya africana* et de *Cotula cinerea* lyophilisées est plus importante que celle des plantes fraîches, ceci se traduit par leurs EC_{50} légèrement plus faibles que celles des extraits des plantes fraîches. Ce mode de séchage a au contraire, conduit à la diminution de l'activité antioxydante dans la plupart des espèces investiguées.

L'importance de l'activité anti-radicalaire des échantillons des plantes séchées à l'étuve et au séchoir solaire serait liée à la température de leur dessiccation ne dépassant pas 45°C. En effet, la température non élevée et contrôlée permet la préservation des principes actifs des plantes et par conséquent leurs activité antiradicalaire (BRAHMI *et al.*, 2015).

L'amélioration de l'activité antioxydante par la lyophilisation de la majorité des espèces étudiées suggère que l'élimination de l'eau par sublimation serait le meilleur moyen d'élimination de l'activité de l'eau et de préservation des molécules bioactives des espèces lyophilisées.

La diminution de l'activité antioxydante pour les échantillons qui ont subit un traitement thermique est attribuée à la dégradation thermique des composés phénoliques (CHAN *et al.*, 2009).

Le DPPH est un radical libre stable, qui accepte un électron ou un proton pour donner une molécule diamagnétique stable. Il est très utilisé dans le criblage des activités de piégeage des radicaux libres (BOUGANDOURA, 2011). SHAHIDI et NACZK (2004), ont postulé que, les groupements fonctionnels présents dans les composés phénoliques en général peuvent céder facilement un électron ou un proton pour neutraliser ces radicaux libres.

Les meilleurs activités antioxydantes sont trouvées avec les extraits de *Oudneya africana* et *Cymbopogon schoenanthus* à différents modes de séchage. Cette activité serait due, en partie à leur richesse en polyphénols totaux. En effet, TAWAHA *et al.* (2007) rapportent que le niveau de corrélation entre le contenu phénolique et l'activité anti-oxydante est un aspect intéressant, mais il faut prendre en considération que les composés phénoliques répondent différemment à l'analyse, selon le nombre de groupes phénoliques et que les

composés phénoliques totaux n'incorporent pas nécessairement tous les antioxydants qui peuvent être présents dans un extrait.

On considère les terpèneoïdes, flavonoïdes, alcaloïdes et les tannins comme des substances potentiellement antioxydantes (TALBI *et al.*, 2015). La présence de ces substances expliquerait donc l'importance de l'activité antioxydante des extraits de certaines de nos espèces. Cette activité varie en fonction du mode de séchage des différents taxons.

Les stratégies de lutte des flavonoïdes contre l'oxydation se développent autour de trois points clés : la réaction de peroxydation lipidique chez l'homme, traduite par la destruction des espèces réactives de l'oxygène (ERO), l'inhibition de la phase de propagation par donation d'hydrogène ou le transfert électronique (KUMIKO *et al.*, 2001).

La richesse en polyphénols totaux et en tanins des l'extraits de *Haloxylon scoparium* séché au séchoir solaire et à l'étuve serait à l'origine de sa forte activité anti oxydante.

Plusieurs études ont déterminé expérimentalement les capacités des extraits naturels à piéger les radicaux libres. Cette activité dépend d'un certains nombre de paramètres tels que la dose, la structure, les substituants et le degré de polymérisation des molécules constituant ces extraits (MOHAMMEDI, 2013).

Les résultats obtenus par RACHED, (2009) sur l'activité antiradicalaire de l'extrait des feuilles et des tiges de *Haloxylon scoparium* lyophilisées, ont révélé une EC₅₀ de 54.53µg/ml. MOHAMMEDI, (2013), a signalé une EC₅₀ de l'ordre de 26.94 µg/ml pour cette même plante lyophilisée. Ces valeurs de EC₅₀; nettement plus faibles que les nôtres (1.711 mg/ml) pour la même espèce séchée par d'autres modes, suggère que la lyophilisation est le mode de séchage le plus approprié et aucun problème n'a pu survenir lors de la lyophilisation de nos plantes (rupture de la chaîne de froid, du vide...).

Les résultats obtenus par DJEDDI *et al.*, (2013) sur l'activité antiradicalaire de l'extrait des tiges et des fleurs de *Retama retam* à l'air libre, a révélé que le pourcentage d'inhibition est de 14.06 µg/ml et 11.96 µg/ml respectivement. Ces résultats sont relativement

forts par rapport aux nôtres qui sont d'environ 1.35 mg/ml, indiquant une plus forte activité antioxydante de notre extrait.

L'activité antioxydante des extraits végétaux a été corrélée à leur teneur totale en phénols en raison de leur capacité à récupérer les radicaux libres (EDZIRI *et al.*, 2012).

Parmi les modes de séchage, le séchoir solaire et l'étuvage permettent la préservation voire l'augmentation de l'activité anti oxydante des extraits de la majorité des espèces investiguées, traduites par la diminution des EC₅₀.

Deux groupes principaux sont apparus par les analyses de l'activité antioxydante en utilisant l'ACP, qui montrent une corrélation positive entre la plupart des plantes étudiées (*Aristida pungens*, *Asphodelus tenuifolius*, *Calligonum comosum*, *Haloxylon scoparium* et *Helianthemum lippii*) lorsqu'ils sont lyophilisés et (*Cymbopogon schoenanthus* et *Oudneya africana*) lorsqu'ils sont séchés à l'air libre (Fig. 29).

Une matrice de corrélation se fait entre les différents modes de séchage et l'activité antioxydante pour les espèces investiguées (Voir annexe n° 5).

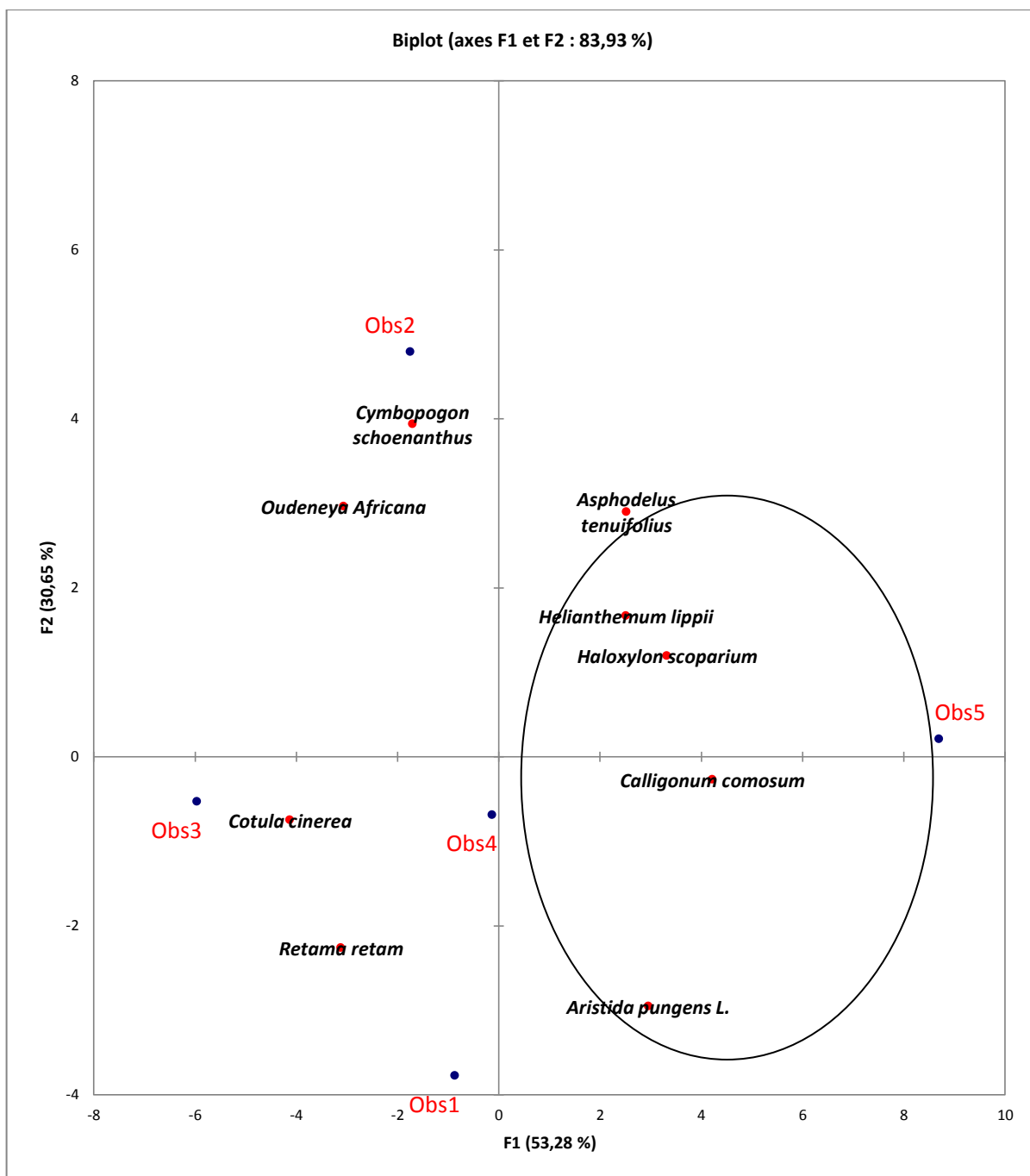


Figure 29 : Analyse en composantes principales (ACP) de l'activité antioxydante

Obs1 : plante fraîche ; Obs2 : air libre ; Obs3 : étuve ; Obs4 : séchoir solaire ; Obs5 : lyophilisé

II.4.2. Activité antibactérienne des extraits

L'activité antibactérienne de trois espèces végétales : *Retama retam*, *Oudneya africana* et *Calligonum comosum* vis-à-vis de quatre souches bactériennes : *Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli* de Gram négatif ; *Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus* de Gram positif est évaluée par la méthode de diffusion sur gélose, en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition apparu autour du disque imbibé de l'extrait de chaque espèce séchée selon différents modes (Photos 14, 15 et 16).



Photo14 : Effet inhibiteur d'extrait méthanolique de *Oudneya africana* séchée à l'étuve vis à vis les quatre souches bactériennes appliquées

A : antibiotique (Gentamicine)

OE : *Oudneya africana* séchée à l'étuve

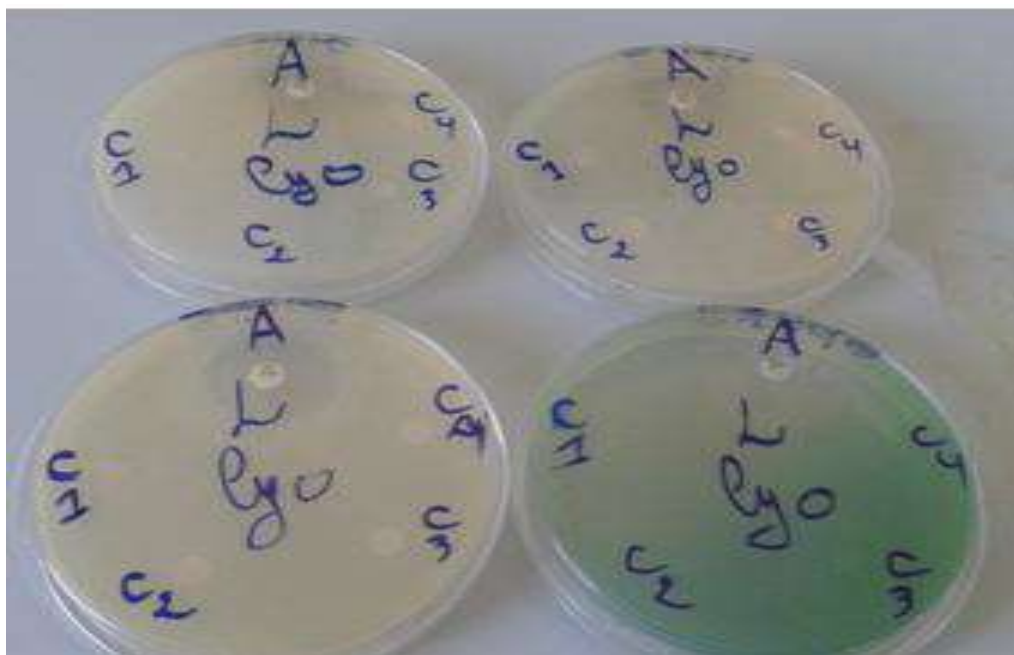


Photo 15 : Effet inhibiteur d'extrait méthanolique de *Calligonum comosum* lyophilisée vis à vis les quatre souches bactériennes appliquées

A : antibiotique (Gentamicine) ; L lyo: *Calligonum comosum* lyophilisée

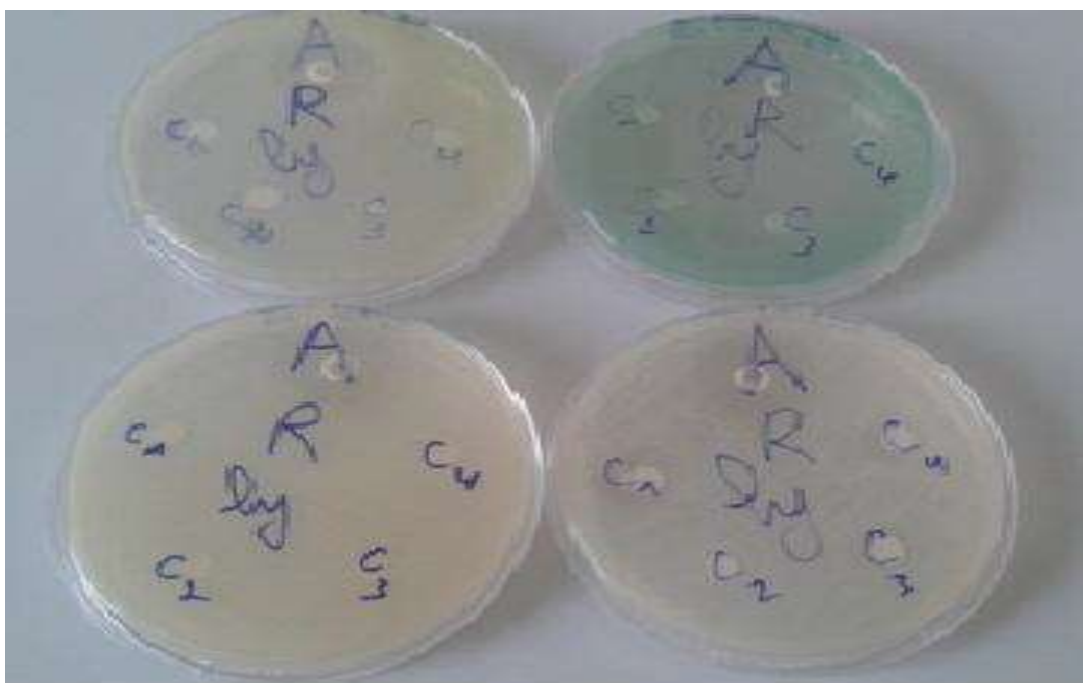


Photo 16 : Effet inhibiteur d'extrait méthanolique de *Retama retam* lyophilisé vis à vis les quatre souches bactériennes appliquées

A : antibiotique (Gentamicine) ; R lyo: *Retama retam* lyophilisé

Les résultats obtenus sont consignés dans les figures 30, 31, 32, 33, 34 et 35.

L'effet du mode de séchage a aussi été constaté sur l'activité antibactérienne de *Retama retam* contre *Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli* (Fig. 30). La lyophilisation et le séchoir solaire semblent être les meilleurs modes de séchage permettant de préserver ou même d'améliorer l'activité de l'extrait de *Retama retam* contre les deux souches bactériennes Gram négatifs testées aux plus fortes concentrations (0,75 et 1 mg/ml), en conduisant à l'apparition de zones d'inhibition de diamètres allant de 9 à 12 mm, supérieures ou égales à celles observées au contact de l'extrait des plantes fraîches dont les diamètres sont compris entre 8,62 et 11,5 mm respectivement.

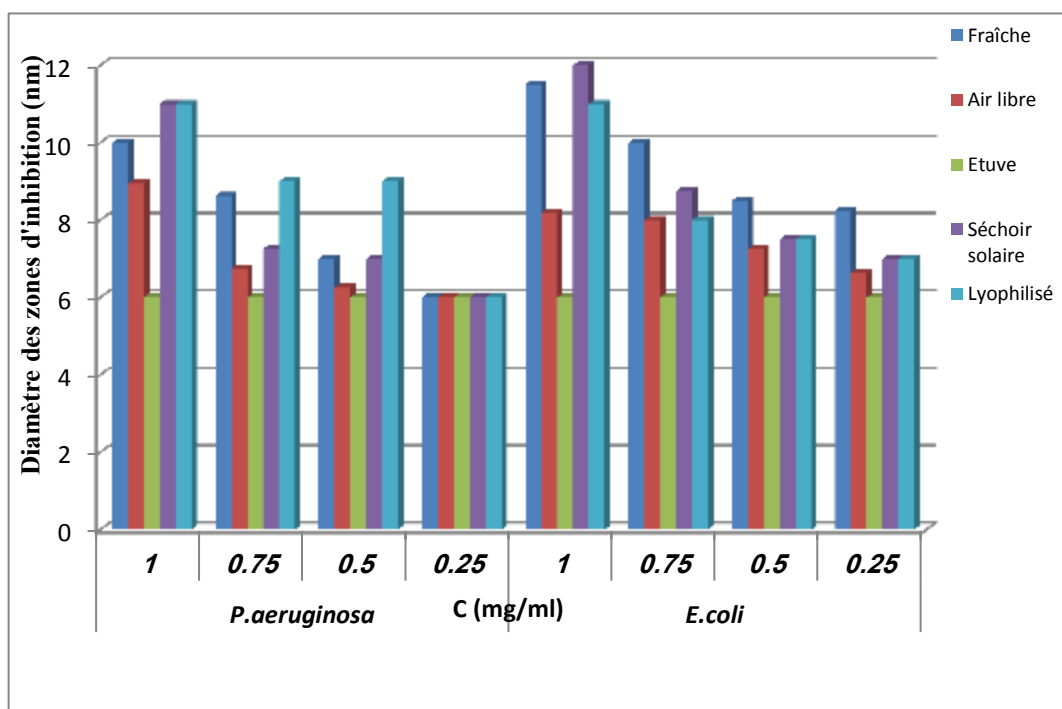


Figure 30 : Activité anti bactéries Gram négatif de *Retama retam*

L'activité des extraits de *Retama retam* sur *Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus* varie en fonction des concentrations et des modes de séchage (Fig. 31).

Les extraits de *Retama retam* lyophilisée ou séchée au séchoir solaire à la concentration de 1 mg/ml présentent une activité anti bactéries Gram positif plus importante que celle des plantes fraîches. A cette concentration, l'extrait des plantes lyophilisées au contact de *Staphylococcus aureus* a conduit à l'apparition de zone d'inhibition de 15 mm et celui des plantes séchées au séchoir solaire au contact de *Micrococcus luteus* a conduit à l'apparition d'un halos d'inhibition de 14 mm, sachant que les zones d'inhibition des deux souches testées au contact de l'extrait des plantes fraîches ne sont que de 13,25 et 12 mm respectivement (Fig. 31).

Aux faibles concentrations (0,25 et 0,5 mg/ml), l'activité de l'extrait de *Retama retam* séchée selon différents modes sur *Micrococcus luteus* est comparable à celle de l'extrait de la plante fraîche, traduite par des diamètres de zones d'inhibition comprises entre 6 et 7,5 mm. A l'opposé, ces modes de séchage conduisent à la diminution de l'activité de *Retama retam* contre *Staphylococcus aureus* dont les zones d'inhibition sont inférieures à celles relevées au contact de l'extrait des plantes fraîches (Fig. 31).

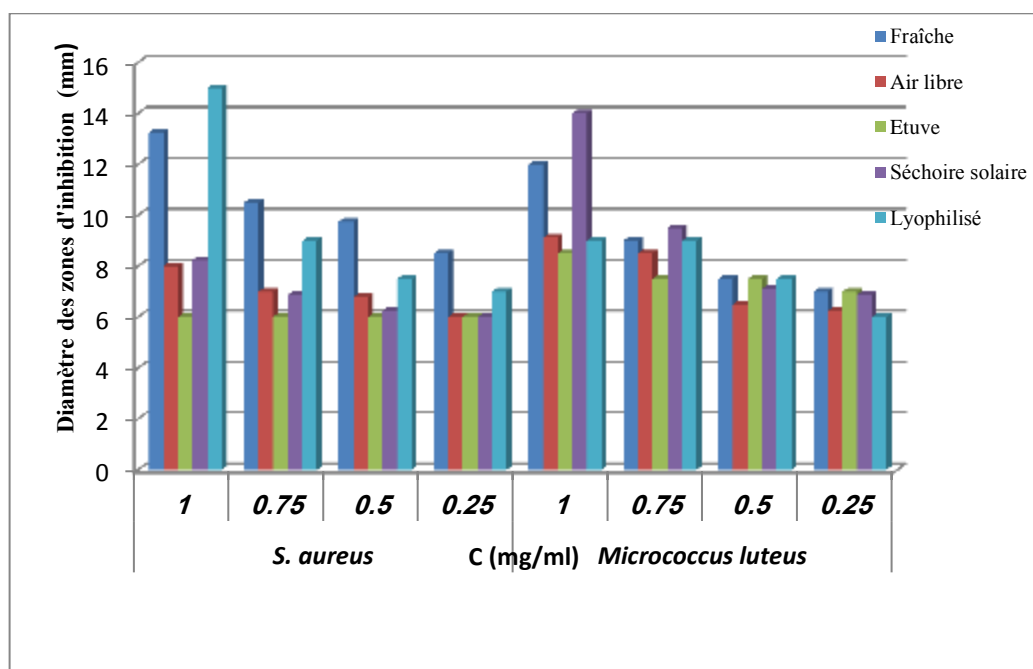


Figure 31 : Activité anti bactéries Gram positif de *Retama retam*

La figure 32 indique qu'il ya une variation des zones d'inhibition de *Oudneya africana* à différents modes de séchage vis-à-vis deux souches bactériennes de Gram négatif (*Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli*).

L'étuvage et le séchage à l'air libre ne semblent pas affecter l'activité inhibitrice de *Oudneya africana* et ce quelque soit la concentration testée contre *Pseudomonas aeruginosa*.

Cette activité est proportionnelle à la concentration des extraits, elle varie entre 6,0 ; 6,25 ; 7 et 7 mm en présence de 0,25 mg/ml de l'extrait de la plante séchée au séchoir solaire, à l'air libre, à l'étuve et au lyophilisateur respectivement, et entre 7,31 ; 7,75 ; 8,37 et 8,5 mm en présence de 1mg/ml d'extrait de la plante séchée au séchoir solaire, à l'air libre, au lyophilisateur et à l'étuve contre *Escherichia coli*.

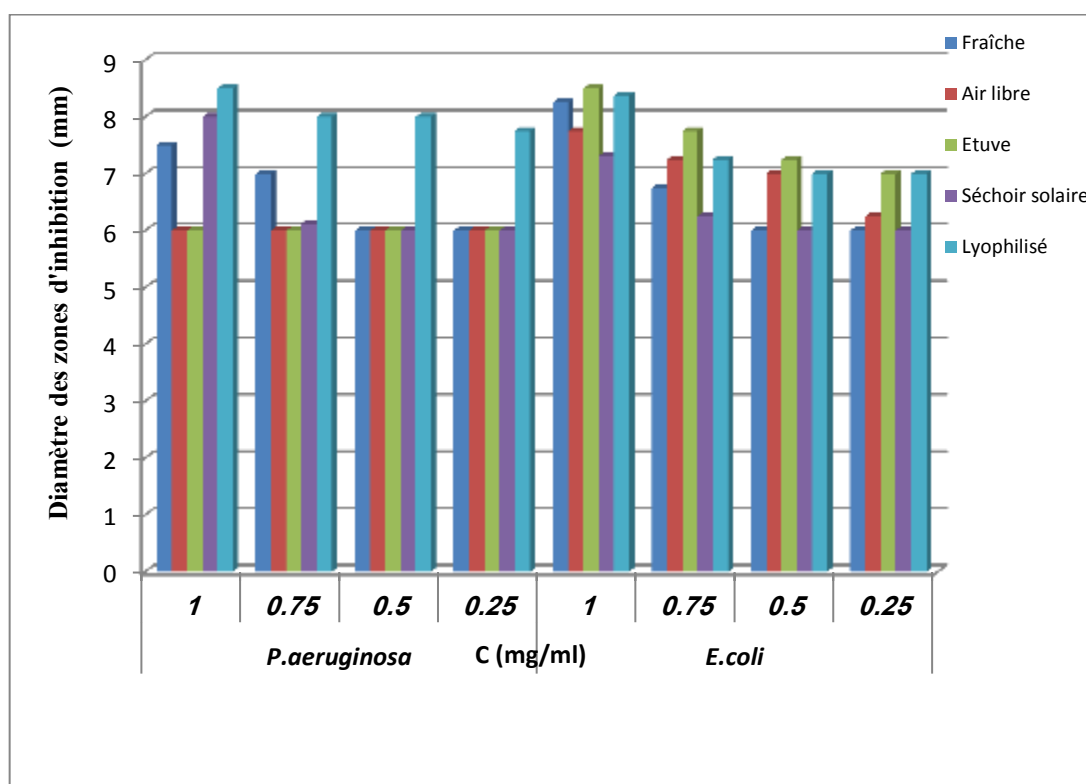


Figure 32 : Activité anti bactéries Gram négatif de *Oudneya africana*

L'effet du mode de séchage a aussi été constaté sur l'activité antibactérienne de *Oudneya africana* contre *Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus* (Fig. 33). Cette figure montre que la variation des diamètres de zones d'inhibition est similaire vis-à-vis deux souches bactériennes de Gram positif utilisés.

L'activité anti *Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus* de *Oudneya africana* est plus importante lorsque celle-ci est séchée au séchoir solaire ou lyophilisée. En effet, en présence de ces extraits à différentes concentrations, on relève des diamètres de zones d'inhibition plus importante que ceux observé au contact des extraits de la plante fraîche. Ces diamètres varient entre 6,5 mm et 9,125 mm pour *Staphylococcus aureus* et 6,5 et 10,5 mm pour *Micrococcus luteus*.

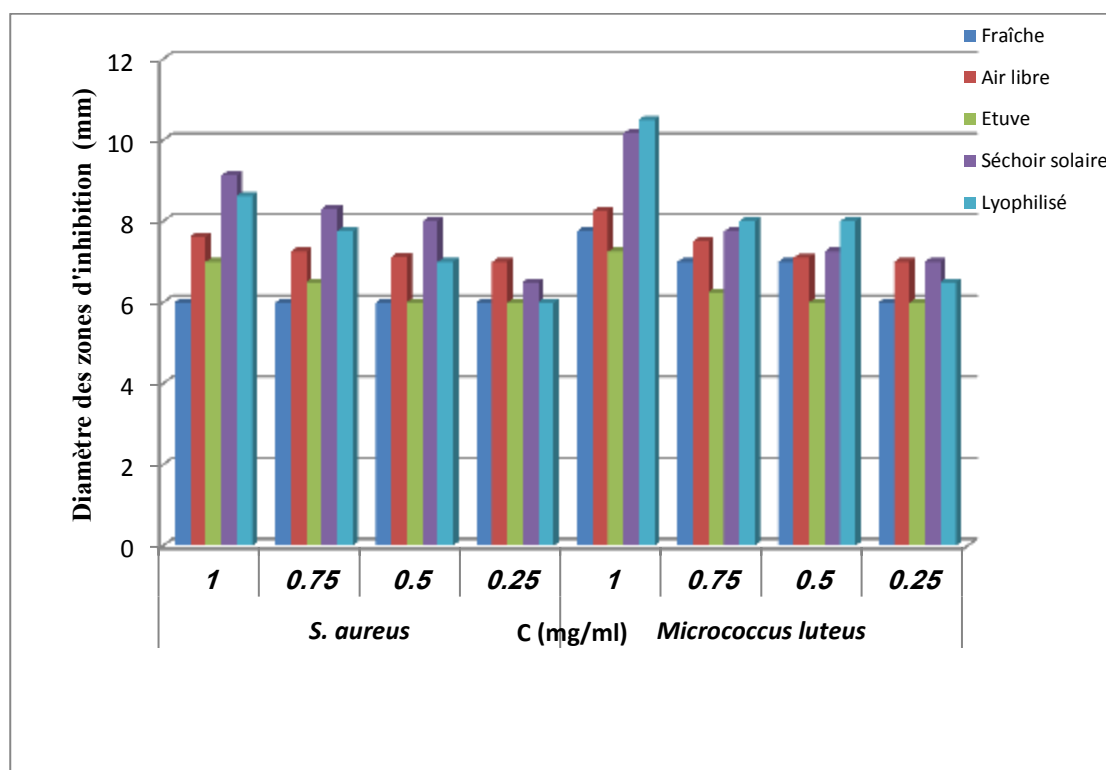


Figure 33 : Activité anti bactéries Gram positif de *Oudneya africana*

Les extraits de *Calligonum comosum* séchée au séchoir solaire, à l'air libre et par l'étuve présentent le même effet aussi bien pour Gram négatif (*Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli*) et Gram positif (*Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus*) (Fig. 34) et (Fig. 35). Cette activité augmente avec l'augmentation de concentration de ces extraits.

Les diamètres de zones d'inhibition varient entre 6,5 et 10,5 mm pour *Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli* (Fig. 34) et entre 6 et 11,5 mm pour *Staphylococcus aureus* ; et entre 6,5 et 11 mm pour *Micrococcus luteus* (Fig. 35).

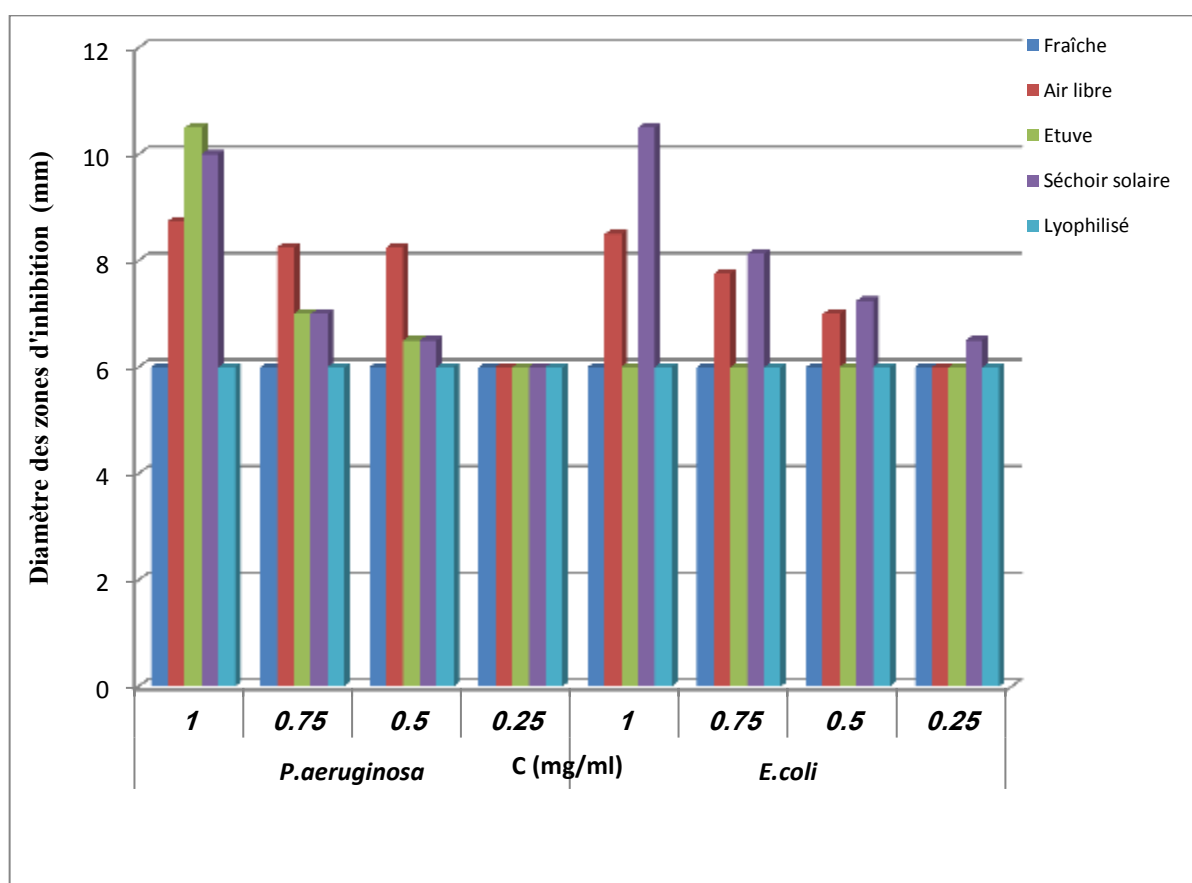


Figure 34 : Activité anti bactéries Gram négatif de *Calligonum comosum*

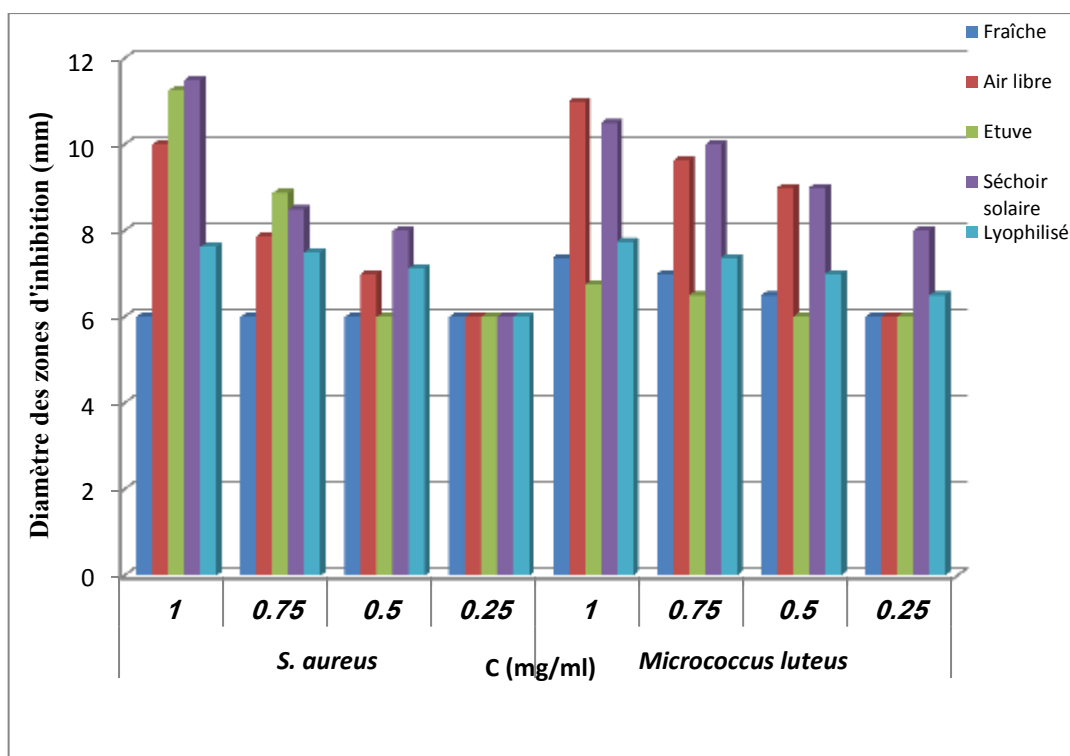


Figure 35 : Activité anti bactéries Gram positif de *Calligonum comosum*

Discussion

D'après tous les résultats obtenus, on constate que le séchoir solaire préserve l'activité antibactérienne de la majorité des espèces étudiées et particulièrement contre les souches bactériennes Gram positif (*Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus*).

Les meilleures zones d'inhibition sont relevées au contact des extraits de *Retama retam* et *Calligonum comosum* séchées selon différents modes et l'extrait de *Oudneya africana* séchée à l'étuve. Cette efficacité serait due à la présence des flavonoïdes et des huiles essentiels qui sont des métabolites secondaires réputés pour leurs effets antibactériens (HAVSTEEN, 2002).

D'après les résultats obtenus, on remarque que les quatre souches bactériennes étudiées (*Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus*) présentent une résistance contre l'extrait d'*Oudneya africana* séchée au séchoir solaire ou lyophilisée.

Les résultats montrent donc la résistance des bactéries Gram négatif à nos extraits par rapport aux bactéries Gram positif. Ceci peut être expliqué par le fait que ces deux groupes de microorganismes diffèrent morphologiquement, car les bactéries Gram négatif possèdent une membrane externe riche en polysaccharides rendant la paroi cellulaire imperméable aux composés lipophiles, contrairement aux bactéries Gram positif, ayant seulement une couche de peptidoglycane extérieure qui n'est pas une barrière de perméabilité effective (KUMARA *et al.*, 2010).

Les plantes contiennent de nombreux composés doués d'une action antimicrobienne, ces constituants nommés phytochimiques comprennent les composés phénoliques, les flavonoïdes et les tanins. Le pouvoir antimicrobien des extraits de plantes est donc tributaire de leurs compositions chimiques (BOUDJOUREF, 2011). Ces produits phytochimiques ont des propriétés protectrices et préventives contre les maladies (JANIQUE *et al.*, 2012).

Selon BOLOU *et al.*, (2011), la différence d'activité entre Les extraits pourrait s'expliquer par la nature des molécules contenues dans chacun d'entre eux et liée à la concentration du principe actif.

Les propriétés antibactériennes des composés phytochimiques sont en partie liées à leurs caractères lipophiles menant à leur accumulation au niveau des parois bactériennes, perturbant ainsi le fonctionnement et la perméabilité des membranes cellulaires, induisant sa dégradation, des dommages de la membrane cytoplasmique, des dommages des protéines membranaires et la fuite du contenu des cellules (HELLAL, 2011).

L'effet antimicrobien des phénols peut être expliqué par l'inhibition de la croissance bactérienne suite à leur adsorption sur les membranes cellulaires, l'interaction avec les enzymes et les effecteurs ou la privation en substrats et ions métalliques (DHAOUADI *et al.*, 2010 ; EDZIRI *et al.*, 2012). Cette activité est attribuée à la fonction phénolique des flavonoïdes, elle est sensée à augmenter avec le nombre de substituants hydroxyles, méthoxyles ou glucosyles. Les structures les plus efficaces étant les flavones et les flavanones (PICMAN *et al.*, 1995).

Les propriétés antimicrobiennes des extraits peuvent être attribuées à la présence de composés bioactifs dans ces derniers. Ceux-ci comprennent les tanins, les flavonoïdes, les saponines et les alcaloïdes (EDEOGA *et al.*, 2005).

D'après ABU-SHANAB *et al.* (2004), la résistance des bactéries Gram négatif (*Escherichia coli* et *Pseudomonas aeruginosa*) à des extraits de plantes n'était pas inattendu car, en général, cette classe de bactéries est plus résistante que les bactéries Gram positif. Une telle résistance pourrait être due à la barrière de la perméabilité fournie par la paroi cellulaire ou au mécanisme d'accumulation de membrane.

La variation de la composition chimique explique donc les variations observées dans l'activité antimicrobienne des extraits d'une même plante ou de plantes différentes. L'efficacité optimale d'un extrait peut ne pas être due à un constituant actif principal, mais à l'action combinée (synergie) de différents composés à l'origine de cet extrait (ESSAWI et SROUR, 2000).

D'après BOURKHISS *et al.* (2009) l'augmentation de la concentration en huiles essentielles exprimée en poids de matière sèche pendant les premiers jours de séchage s'expliquerait par une activité physiologique (réactions enzymatiques) importante. La biosynthèse des huiles essentielles continue et s'accélère après la récolte du matériel végétal en réponse au stress hydrique. Sa diminution après sept et neuf jours respectivement de séchage solaire et à l'ombre serait due à la réduction ou l'arrêt de l'activité enzymatique causant la mort des cellules suite à une forte déshydratation, ce qui confirme que le séchoir solaire présente le meilleur mode afin de conserver le maximum de l'activité anti bactérienne de la majorité de nos extraits.

BOUHADJERA, (2005) signale également la résistance de *P. aeruginosa* à l'extrait de *Oudneya africana*.

Une étude similaire faite par EDZIRI *et al.*, (2012) montre l'effet antimicrobien de l'extrait méthanolique des fleurs de *Retama retam* sur les souches bactériennes d'*Escherichia*

E. coli, *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus* avec des zones d'inhibition comprises entre 11 et 16 mm.

L'activité antibactérienne des extraits de *Calligonum comosum* séchée selon différents modes a aussi été signalée par ALKHALIFAH (2013) ayant travaillé sur l'activité des extraits éthanoliques des feuilles, des racines et de l'écorce de *Calligonum comosum* contre *B. Subtilis*, *E. coli*, *S. aureus*, et *P. aeruginosa*. CHOUIKH *et al*, (2015) indique que cette activité varie avec les méthodes d'extraction et les solvants utilisés.

Le test de corrélation est positif pour la majorité des espèces étudiées c'est-à-dire il ya une relation proportionnelle entre la concentration d'extrait de plante et la zone d'inhibition.

Selon les analyses statistiques en utilisant le logiciel ANOVA, on trouve que la différence est significative entre les différents modes de séchage pour toutes les plantes étudiées et les paramètres calculés.

Face au problème posé par les résistances des microorganismes aux antibiotiques classiques, il y a un besoin impérieux de renouvellement constant des principes actifs (Mwambete, 2009). Ces molécules recherchées doivent posséder diverses autres propriétés chimiques et utiliser de nouveaux mécanismes d'action contre ces microbes pathogènes (MADA *et al.*, 2013). De ce fait, et compte tenu des résultats obtenus, certaines espèces végétales sahariennes peuvent constituer une source de ces principes actifs tant recherchés.

D'après le test de corrélation appliqué sur les échantillons étudiés, on remarque qu'il y'a une corrélation positive entre la concentration de l'extrait et les diamètres des zones d'inhibition obtenues en présence de la plupart des extraits analysés (Figure 36, 37, 38, 39 et 40) et les autres courbes sont consignées dans l'annexe 06.

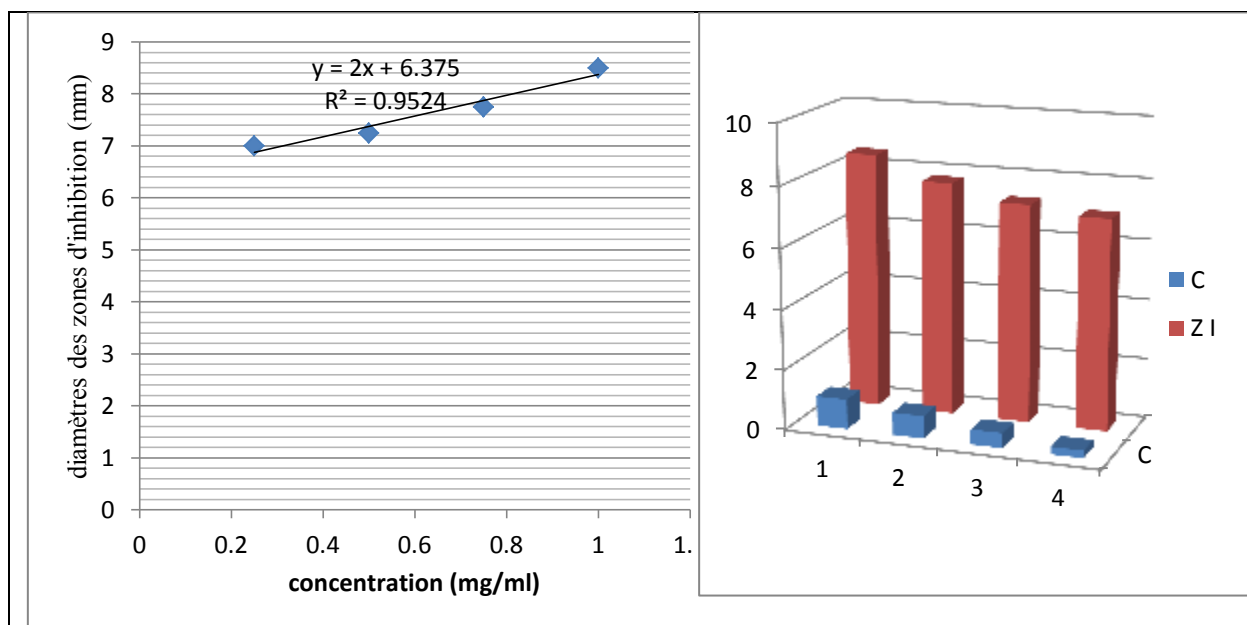


Figure 36 : Test de corrélation de l'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* séché à l'étuve vis à vis *E.coli*

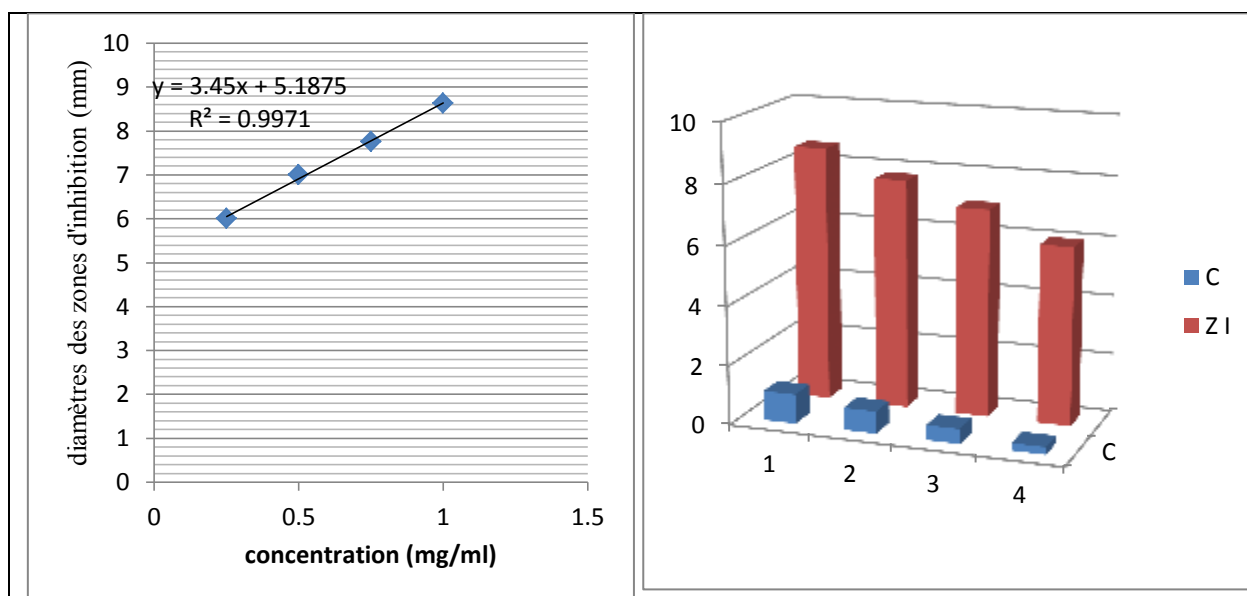


Figure 37 : Test de corrélation de l'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* lyophilisé vis-à-vis *S. aureus*

C : concentration de l'extrait

ZI : diamètre de zone d'inhibition

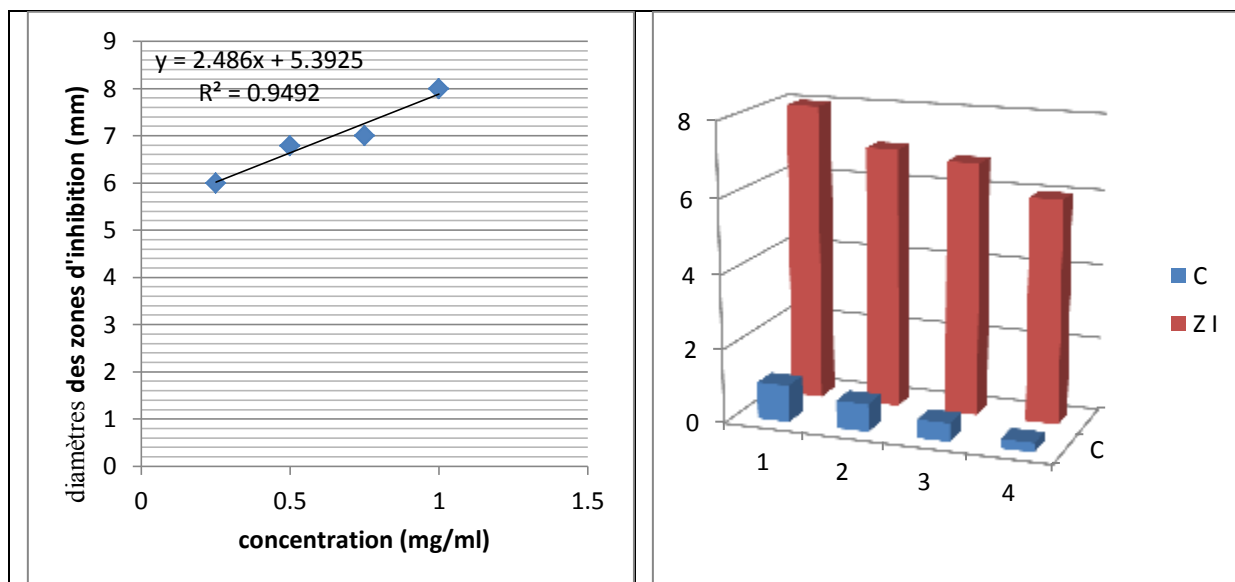


Figure 38 : Test de corrélation de l'activité antibactérienne de l'extrait de *Retama retam* séché à l'air libre vis-à-vis *S. aureus*

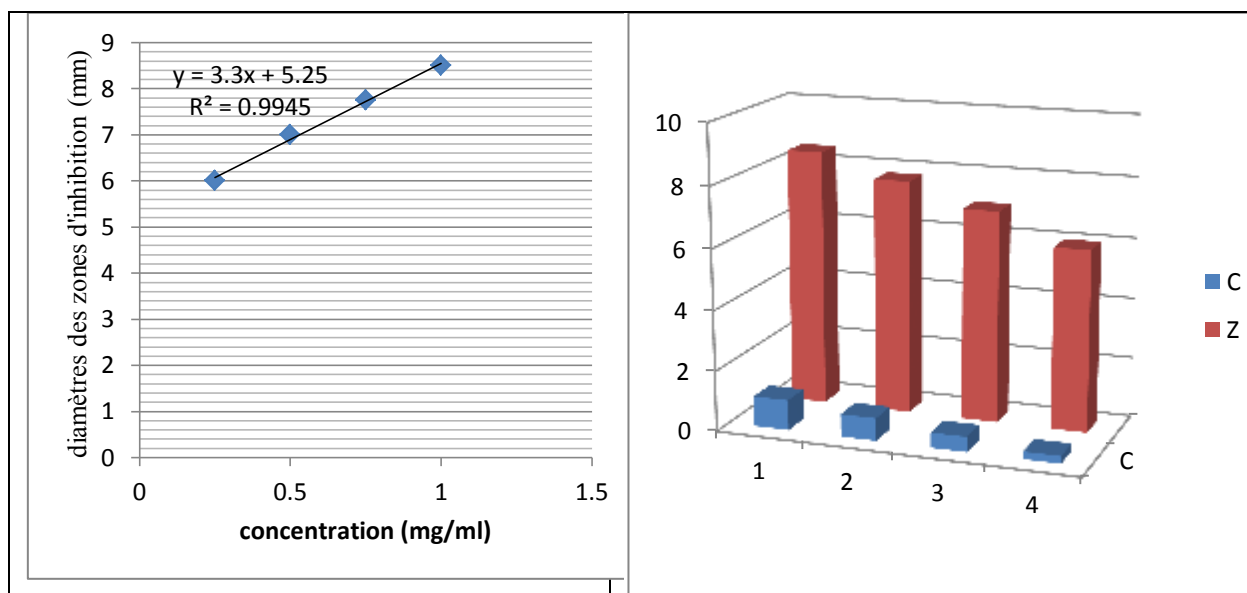


Figure 39 : Test de corrélation de l'activité antibactérienne de l'extrait de *Calligonum comosum* séché à l'air libre vis-à-vis *E. coli*

C : concentration de l'extrait

ZI : diamètre de zone d'inhibition

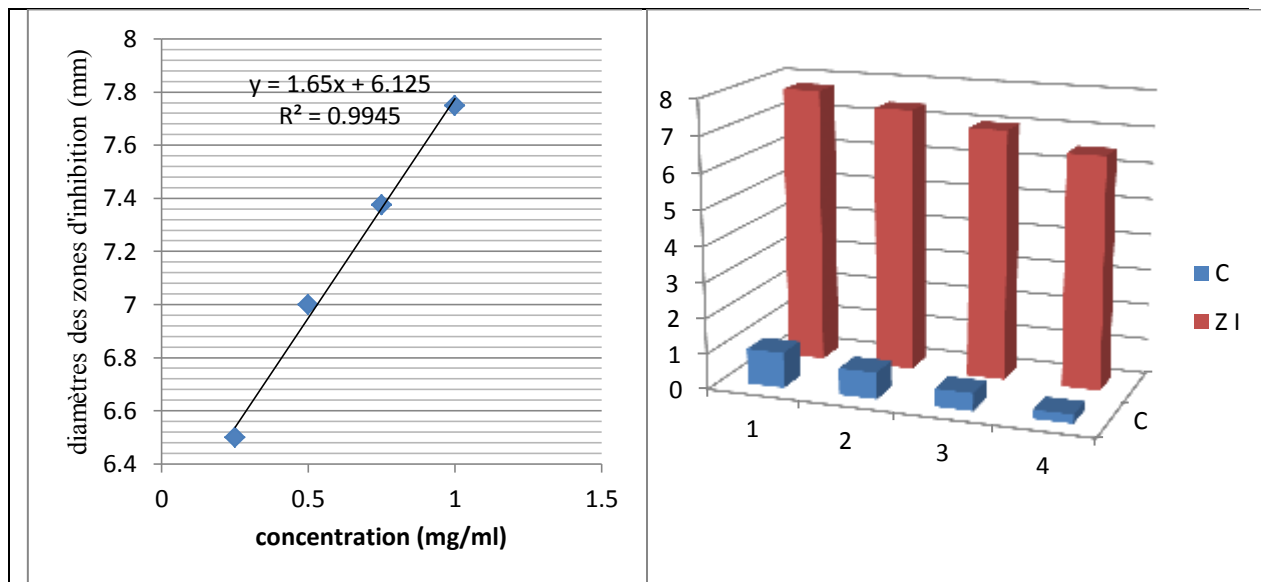


Figure 40 : Test de corrélation de l'activité antibactérienne de l'extrait de *Calligonum comosum* lyophilisé vis-à-vis *Micrococcus luteus*

C : concentration de l'extrait

ZI : diamètre de zone d'inhibition

Conclusion

Conclusion

La connaissance et l'usage des plantes médicinales constituent un vrai patrimoine de l'être humain. Leur importance dans le domaine de la santé publique est très accentuée dans ces dernières années grâce aux thérapeutiques qu'elles procurent. Cette diversité en propriétés biologiques est certainement liée aux vertus thérapeutiques attribuées à une gamme extraordinaire de molécules bioactives synthétisées par la plante non seulement comme des agents chimiques contre les maladies, les herbivores et les prédateurs mais aussi comme des agents médicinaux tels que les antioxydants.

Ce regain d'intérêt vient d'une part du fait que les plantes médicinales représentent une source inépuisable de substances et de composés naturels bioactifs et d'autre part du besoin de la recherche d'une meilleure médication par une thérapie plus douce sans effets secondaires. L'objectif de notre étude s'inspire de l'optimisation de l'effet des différents modes de séchage (air libre, étuve, séchoir solaire et lyophilisation en comparaison avec la plante fraîche) de quelques plantes spontanées à caractère médicinale dans le Sahara Septentrional Algérien sur la quantité et la qualité de quelques métabolites secondaires.

La détermination du rendement en composés phénoliques a montré la richesse des extraits bruts secs dans tous les modes de séchage réalisés et de couleur variée par rapport à l'échantillon frais. Il y a donc un effet positif de séchage des différentes plantes médicinales étudiées, sur les rendements obtenus. D'après les analyses par HPLC, les différents taxons investigués peuvent être classés en deux classes essentielles : l'une riche en polyphénols dont *Calligonum comosum*, *Helianthemum lippii*, *Haloxylon scoparium*, *Cotula cinerea* et *Aristida pungens* et l'autre riche en flavonoïdes comme l'espèce de *Oudneya africana*, *Calligonum comosum*, *Helianthemum lippii* et *Haloxylon scoparium*. Concernant le meilleur mode de séchage, on remarque que le séchage au séchoir solaire et la lyophilisation permettent de préserver les métabolites secondaires existants dans les espèces végétales étudiées.

Le dosage spectrophotométrique des polyphénols, des flavonoïdes et des tanins a révélé la richesse de *Oudneya africana*, *Cymbopogon schoenanthus* et *Haloxylon scoparium*

en polyphénols et en tanins et les espèces *Oudneya africana*, *Calligonum comosum* et *Retama retam* en flavonoïdes.

Parmi les modes de séchage, le séchoir solaire permet la préservation voire l'augmentation des composés phénoliques extraits à partir de la majorité des espèces étudiées. Par ailleurs, l'étuvage permet la protection ou la conservation des flavonoïdes et des tanins extraits à partir de la majorité des espèces étudiées.

Parallèlement, le séchoir solaire permet aussi une meilleure extraction des flavonoïdes à partir de *Oudneya africana*, *Calligonum comosum*, *Aristida pungens*, *Helianthemum lippii* et *Asphodelus tenuifolius* et une meilleure extraction des tanins à partir de *Calligonum comosum*, *Haloxylon scoparium*, *Aristida pungens* et *Helianthemum lippii*.

Le test de DPPH• a révélé la forte activité antioxydante de *Calligonum comosum*, *Haloxylon scoparium* et *Aristida pungens* lorsqu'elles sont étuvées ou séchées au séchoir solaire. Cette activité anti-radicalaire serait liée à la température de leur dessiccation ne dépassant pas 45°C. En effet, la température non élevée et contrôlée permet la préservation des principes actifs des plantes et par conséquent leurs activités antiradicalaires.

Parallèlement, les meilleures activités antioxydantes sont trouvées avec les extraits de *Oudneya africana* et *Cymbopogon schoenanthus* à différents modes de séchage. Cette activité serait due, en partie à leur richesse en polyphénols totaux. Dans ce contexte, la richesse en polyphénols totaux et en tanins des extraits de *Haloxylon scoparium* séché au séchoir solaire et à l'étuve serait à l'origine de sa forte activité anti oxydante.

On peut donc conclure que le séchoir solaire et l'étuvage permettent la préservation voire l'augmentation de l'activité anti oxydante des extraits de la majorité des espèces investiguées, traduites par la diminution des EC₅₀.

L'activité antimicrobienne a été déterminée sur quatre souches bactériennes, selon la méthode de diffusion de disque. Les résultats obtenus, laissent apparaître que le séchoir solaire préserve l'activité antibactérienne de la majorité des espèces étudiées particulièrement contre les souches bactériennes Gram positif (*Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus*) en comparaison avec les souches Gram négatif utilisé (*Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli*).

Les meilleures zones d'inhibition sont relevées au contact des extraits de *Retama retam* et *Calligonum comosum* séchées selon différents modes et l'extrait de *Oudneya africana* séchée à l'étuve. Cette efficacité serait due à la présence des flavonoïdes et des huiles essentielles qui sont des métabolites secondaires réputés pour leurs effets antibactériens.

Le pouvoir antimicrobien des extraits des plantes est donc tributaire de leurs compositions chimiques qui a des propriétés protectrices et préventives contre les maladies.

D'après le test de corrélation appliqué sur les échantillons étudiés, on remarque qu'il y'a une corrélation positive entre la concentration de l'extrait et les diamètres des zones d'inhibition obtenues en présence de la plupart des extraits analysés. Les résultats montrent aussi la résistance des bactéries Gram négatif à nos extraits par rapport aux bactéries Gram positif. Ceci peut être expliqué par le fait que ces deux groupes de microorganismes diffèrent morphologiquement, car les bactéries Gram négatif possèdent une membrane externe riche en polysaccharides rendant la paroi cellulaire imperméable aux composés lipophiles.

D'après les différents résultats obtenus, on peut conclure que le séchoir solaire et l'étuve semblent les plus préservateurs des composés phénoliques et des activités biologiques de toutes les espèces végétales investigués. L'efficacité de ces deux modes serait essentiellement due à la rapidité du séchage, la température contrôlée de séchage et l'absence de courant d'air qui éliminerait les huiles essentielles existantes dans ces plantes.

La toxicité des différentes plantes étudiées n'a pu être évaluée dans ce travail, elle fera l'objet d'une étude ultérieure.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

ALEXIS, LEOPOLD, M., BAGDA, A.A. 2012- Effet du séchage sur les principes actifs des plantes médicinales: cas des alcaloïdes totaux des écorces d'*Alstonia boonei* Wild, plante antipaludéenne. *Nature & Technologie*, (7). 62-66.

ANNOU Ghania, 2017- Activités biologiques des épices constitutives d'un mélange «Ras el hanout» utilisé par les habitants de Ouargla. Thèse De Doctorat. Université KASDI Merbah Ouargla. p 132.

ARUOMA O.I., 1996- Assessment of potential prooxidant and antioxidant actions J. Am. Oil Chem. Soc. Volume 73, Issue 12, Pages 1617-1625.

BABA AISSA F., 1991- Medicinal plants in Algeria. Identification, description of active ingredient properties and traditional use of common plants in Algeria. (Bouchène and Ad. Diwan) Algiers. 181 p. "French version"

BABAR ALI, M., GORTON, I., 2007- A tool for managing software architecture knowledge. In: 2nd Workshop on SHARing and Reusing architectural Knowledge—Architecture, rationale, and Design Intent (SHARK/ADI), Minneapolis, USA.

BAHORUN T., 1997- Substances naturelles actives: la flore mauricienne, une source d'approvisionnement potentielle. *Food and agricultural research council* 2. 83-93.

BARBOSA, E., CALZADA, F., CAMPOS, R., 2006- Antigiardial activity of methanolic extracts from *Helianthemum glomeratum* Lag. and *Rubus coriifolius* Focke in suckling mice CD-1. *J.Ethnopharmacology*, 108: 395–397.

BELOUED A. 2003- Plantes médicinales d'Algérie (7^e éd.). Alger: Ben- Aknon.

BIMBENET, J.J., BONAZZI, C. AND DUMOULIN, E. 2002- Drying of foodstuffs. In : Proceeding of the 13th international drying symposium, 64-80.

BOIZOT N. et CHARPENTIER J. P., 2006- Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre foustier. *Le cahier des techniques de l'Inra*. pp 79-82.

BOLOU, GEK, ATTIOUA, B, N'GUESSAN, AC, COULIBALY A, N'GUESSAN, JD, & DJAMAN, AJ, 2011- Évaluation in vitro de l'activité antibactérienne des extraits de *Terminalia glaucescens* planch. sur *Salmonella typhi* et *Salmonella typhimurium*. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*, 80, 772-790.

BONDET, V.; BRAND-WILLIAMS, W.; BERSET, C. 1997- Kinetics and mechanisms of antioxidant activity using the DPPH free radical method. *Lebensm. Wiss. Technol.*, 30, 609–615.

BONNAILLIE C., M. SALACS, E. VASSILIOVA ET I. SAYKOVA. 2012- Etude de l'extraction de composés phénoliques à partir de pellicules d'arachide (*Arachis hypogaea* L.). *Revue de génie industriel*. Vol. 7. (2012). pp.35-45.

BOUGANDOURA N., 2011- Pouvoir antioxydant et antimicrobien des extraits d'espèces végétales *Satureja calamintha* (nabta) et *Ajugaiva L.* (chendgoura) de l'ouest d'Algérie. Mémoire de magister en biologie. Université Abou Bakr Belkaid-Tlemcen.

BOURKHISS M., HNACH M., PAOLINI J., COSTA J. et CHAOUCH A. 2009- Composition chimique des huiles essentielles de la sciure de bois et de feuilles de *tetraclinis articulata* (vahl) masters du maroc. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège, Vol. 78, pp. 281 – 289.*

BOSSERDET et RIVOLIER, 1977- Secret et vertus des plantes médicinales. Paris 463p. of the Missouri Botanical Garden, 479-535 p.

BOUDJOUREF M., 2011- Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extrait d'*Artemisia campestris L.* Mémoire magister. Université Ferhat Abbes, Sétif. p64.

BOUHADJERA K., 2005- Contribution a l'étude chimique et biologique de deux plantes médicinales sahariennes *Oudneya africana.* et *Aristida pungens L.* Thèse De Doctorat. Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen. p 143.

BOUZIANE M., 2002- Caractérisation structurale de quelques molécules organiques dans la plante : *Cotula cinerea* de la région de Ouargla. Mémoire de magister en chimie organique. Faculté des sciences et sciences de l'ingénieur. université de Ouargla (Algérie).

BRUNETON J., 1993- Pharmacognosie, phytochimie Plantes médicinales, technique et documentation, p.266- 275- 2 ème édition. Lavoisier. Paris.

BRUNETON J., 1999 a- Pharmacognosie, Phytochimie, plantes médicinales. 3^{ème} Ed, Tec & Doc Lavoisier. Paris. p1120.

-BRUNETON J., 1999 b- flavonoïdes, pharmacognosie, phytochimie : plantes médicinales ; Ed 3 : TEC et DOC (paris) ; p : 310-340.

BUZZINI, P., TURCHETTI, B., IERI, F., GORETTI, M., BRANDA, E., MULINACCI, N., ROMANI, A., 2007- Catechins and Proanthocyanidins: Naturally Occurring O-Heterocycles with Antimicrobial Activity. *Top Heterocycl Chem*, 10: 239–263.

CAVIN A. (1999). Investigation phytochimique de trois plantes Indonésiennes aux propriétés antioxydante et antiradicalaire : *Tinospora crispa* (Ménispermacées), *Merremia emarginata* (Convolvulacées) et *Oropea enneandra* (annonacées). Thèse de Doctorat, Lausanne, 241 P.

CHAN, J. C. K., THOMAS, A. K., & BULEVICH, J. B., 2009- Recalling a witnessed event increases eyewitness suggestibility: The reversed testing effect. *Psychological Science*, 20, 66–73.

CHEHMA A., 2005- Etude floristique et nutritive des parcours Camelins du Sahara septentrional algérien Cas des régions de Ouargla et Ghardaïa. Thèse de Doctorat. Université Badji Mokhtar. Annaba. p176.

CHEHMA A., 2006- Catalogue des plantes spontanées du Sahara septentrional algérien. Dar Elhouda Ain m'lila. p140.

CHOI Y.M., NOH D. O., CHO S.Y., SUH H. J., KIM K.M. ET KIM J. M. 2006 - Antioxydant and antimicrobial activities of propolis from several regions of Korea LWT, 39 : 756-761.

CHOUIKH, A., MEKKI, M., ET ADJAL, E.H. 2015- effects of extraction methods on antibacterial activity of different extracts of *Calligonum comosum* L'her. growing in Sahara Algerian International. Journal of Recent Scientific Research, 6(4), 3534-3536.

CUENDET M., 1999. Recherche de nouveaux composés capteurs de radicaux libres et antioxydants à partir d'une plante d'Indonésie : « *Fagraea blumei* » (Loganiaceae) et de trois plantes d'altitude : « *Bartsia alpina* » (Scrophulariaceae), « *Loiseleuria procumbens* » (Ericaceae) et Camp, Thèse de doctorat, p 24.

DAMINTOTI KAROU, MAMOUDOU H. DICKO, JACQUES SIMPORE, AND ALFRED S. TRAORE, 2005- Antioxidant and antibacterial activities of polyphenols from ethnomedicinal plants of Burkina Faso, African Journal of Biotechnology, Vol. 4 (8), pp. 823-828, August, Available online at <http://www.academicjournals.org/AJB>, ISSN 1684-5315 © 2005 Academic Journals Full Length Research Paper.

DELARRAS C., 2007- Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire. Edition TEC& DOC. Lavoisier.

DELILLE, B., B. JOURDAIN, A. V. BORGES, J. L. TISON, AND D. DELILLE, 2007- Biogas (CO₂, O₂, dimethylsulfide) dynamics in spring Antarctic fast ice, Limnol. Oceanogr., 52(4), 1367-1379, doi:10.4319/lo.2007.52.4.1367.

DJEDDI, T., KARIOTI S., YANNAKOPOULOU, A., PAPADOPOULOS, E., CHATTER, K., ET SKAL TSA, R.H. 2013- Analgesic and Antioxidant Activities of Algerian *Retama raetam* (Forssk.) Webb & Berthel Extracts. Records of naturel products, 7(3), 169-176.

DZIRI S., HASSEN, I., FATNASSI, S., MRABET, Y., CASABIANCA, H., HANCHI, B., & HOSNI, K. 2012- Phenolic constituents, antioxidant and antimicrobial activities of rosy garlic (*Allium roseum* var. *odoratissimum*). Journal of functional foods, 4, 423-432.

EBRAHIMI N.S., J. HADIAN, M.H. MIRJALILI, A. SONBOLI, M. YOUSEF ZADI, 2008. Essential oil composition and antimicrobial activity of *Thymus caramanicus* at different phenological stages. *Food chemistry.*, 110 : 927-931.

EDZIRI H. A, M. MASTOURI B, M. AOUNI A, L. VERSCHAEVE C, 2012- Polyphenols content, antioxidant and antiviral activities of leaf extracts of *Marrubium deserti* growing in Tunisia South African Journal of Botany 80. 104-109

ELQAJ M., AHAMI A. ET BELGHYTI D ; 2007- La phytothérapie comme alternative à la résistance des parasites intestinaux aux antiparasitaires. Journée scientifique "ressources naturelles et antibiotiques". Maroc.

ESSAWI, T. ET SROUR, M. 2000- Screening of some Palestinian medicinal plants for antibacterial activity. *J. Ethnopharm*, 70, 343-349.

FALLEH, H., KSOURI, R., CHAIEB, K., KARRAY-BOURAOUL, N., TRABELSI, N., BOULAABA, M., & ABDELLY, C. 2008-Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities, *C.R. Biologies*, 331, 372-379.

FARNSWORTH N. R., AKERELE O., BINGEL A. S., SOEJARTO D. D. ET GUO Z., 1986- Places des plantes médicinales dans la thérapeutique. *Bulletin de l'organisation mondiale de la santé*, 64(2) : 159-164.

GABRIELI C.N., KEFALAS P.G., KOKKALOU E.L. 2005.- Antioxydant activity of flavonoids from *Sideritis raeseri*. *Journal of Ethnopharmacology*, 96: 423–428.

GAZENDEL J. M. et ORECCHIONI A. M., 1999- Le préparateur en pharmacie, Guide théorique et pratique 2ème Tirage, Edition Tec et doc, Paris, pp : 332-333-689.

GHESTEM A., SEGUN, E., PARIS, M., & ORECCHIONI, A.M. 2001- Le préparateur en pharmacie: Botanique-Pharmacognosie Phytothérapie-Homéopathie. Ed, Lavoisier Tec et Doc: Paris.

GIRRE L., 2001.- les plantes et les médicaments. Delchaux Nusle SA, Paris.

GOMEZ-CARAVACA, A.M., GOMEZ-ROMERO, M., ARRAEZ-ROMAN, D., SEGURA-CARRETERO, A., FERNANDEZ-GUTIERREZ, A. 2006. Advances in the analysis of phenolic compounds in products derived from bees. *J. Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 41: 1220-1234.

GONZALEZ AG ; ESTEVEZ-BRAUN A., 1997. Coumarins, *Nat. Prod. Reprod*, 14 : 465-475.

GROTEWOLD, 2006- The Science of Flavonoids. Springer Science_Business Media, Inc Library of Congress Control Number: 2005934296.

GUIGNARD J. L., 2000- Biochimie végétale. 2 me ed. Dunod. Paris

HADJ MOUSSA, A. 2012- Contribution à l'étude in vitro de l'effet des extraits de feuilles de *Retama raetam* sur l'activité de l' α -amylase. Mémoire de master académique en biochimie, Université Abou baker belkaid, Batna.

HALIS Y., 2007- L'encyclopédie floristique de la région d'Oued Souf, plantes sahariennes communes dans le grand Erg oriental. Ed. Librairie El walid. Algérie, 252p. (en Arabe).

HAMMOUCHE V., GHEYUCHE R. 1988.- Plantes médicinales et thérapeutiques, 1e partie : les plantes médicinales dans la vie moderne et leur situation en Alger. Annales de l'INA. El Harrach, Alger, 12 (1) : 419- 433.

HELLAL Z., 2011- Des propriétés antibactériennes et antioxydants de certaines huiles essentielles extraites des Citrus Application sur la sardine (*Sardina Pilchardus*). Magistère, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. pp1-8-45-78. Hydroxylated derivatives of the flavylum cation, *Journal of Molecular Structure (Theochem)*.

HEMINGWAY RW., 1992. Structural variation in proanthocyanidins and their derivatives. In: Lpant polyphenols: synthesis, proprieties, significande. Laks P.E, New York

HEMMAMI H. et GUEZEI N. 2013- Évaluation de l'activité antioxydante des extraits de *Capsicum annum L* de la région d'el-oued. Mémoire de fin d'étude pour l'obtention d'un diploma de master académique. Spécialité : Chimie organique analytique. 122 p.

ISERIN P., 2001- Encyclopédie des plantes médicinales, Larousse VUEF, 2 ème Ed., Paris : 14, 275.

JANNOT Y., 2011-thermique solaire 80 p.

JEAN V. et JIRI S., 1983- Plantes médicinales. 250 illustrations en couleurs. Ed. Larousse, Paris, 319 p.

JOKIC S., D. VELIC, M. BILIC, A. BUCIC-KOJIC, M. 2010- PLAN INIC AND S.TOMAS. Modelling of the Process of Solid-Liquid Extraction of Total Polyphenols from Soybeans. *J. Food Sci.* vol. 28. (2010). pp. 206-212.

JOLY N., MARTIN P., LIENARD L., RUTOT D., STASSIN, F., GRANET R., 2006- Effect of degree of substitution on the mechanical and thermomechanical properties of lauroyl cellulose ester films. *E-Polymer.* vol. (70): 1–9.

JULKUNEN-TITTO, 1985- Phenolics constituents in the leaves of northern willows: Methods for the analysis of certain phenolics. *J. Agr. Food Chem.*, 33: 213-217.

KANOUN K., 2011- Contribution à l'étude phytochimique et activité antioxydante des extraits de *Myrtus communis L.* (Rayhane) de la région de Tlemcen (Honaine). Mémoire de magister. Université Aboubekr Belkaid Tlemcen. p 97.

KANSOLE M., 2009- Etude ethnobotanique, phytocuimique et activités biologiques de quelques lamiaceae du Burkina Faso: cas de *Leucas martinicansis* (Jacquin) R. Brown, *Hoslundia oppossta vahl* et *Orthosiphon pallidus royle ex benth*. Mémoire pour obtenir un diplôme Diplôme d'Etudes Approfondies (D.E.A) en Sciences Biologiques Appliquées, Burkina Faso.

KAPER, J. B., NATARO, J. P. & MOBLEY, H. L. 2004- Pathogenic *Escherichia coli*. *Nat Rev Microbiol* 2, 123–140.

KHACHEBA I et BENAMAR H., 2008- Effets des extraits de quelques plantes médicinales locales sur l' – amylase. Université Amar Telidji-Laghouat. p75.

KHADRI A. et al., 2009- Antioxydant, antiacétylcholinestérase et antimicrobienne des activités de *Cymbopogon schoenanthus* L. Spreng (lemon grass) from Tunisia. University of El-Manar II. Tunisia. LWT - Food Science and Technology. 43, 331–336.

KING A. et YOUNG G., 1999- Caractéristiques et occurrence de phytochimiques phénoliques. *Journal of the American dietetic association*, 99, 213-218.

KOFFI E., T. SEA, Y. DODEHE AND S. SORO, 2010- Effet de type de solvant sur l'extraction de polyphénols de vingt-trois plantes ivoiriennes. *J. Animal & Plant Sci.* Vol. 5. (2010). pp. 550-558.

KUMARA, C. G., MONGOLLAA, P., JOSEPHA, J., NAGESWARA, Y. V. D. & KAMAL, A., 2010- Activité antimicrobienne des extraits de champignons isolés de sol et de fumier de Kaziranga National Park, Assam, Inde. *Journal of Medical Mycology*, 20, 283-289.

LAGUNEZ RIVERA L., 2006- *Etude de l'extraction de métabolites secondaires de différentes matières végétales en réacteur chauffé par induction thermomagnétique directe.* Thèse de doctorat, institut national polytechnique de Toulouse, 335 p.

LARHSINI M., MARKOUK M., JOUHARI J.T., BEKKOUCHE K., LAZREK H.B. et JANA M., 1999- Screening préliminaire de l'activité antiprotozoaire des extraits de *Cotula cinerea* L. *Thérapie*, (54)6 : 759-61

LEE K.W., Y.J. KIM, H.J. LEE, C.Y. LEE, 2003- Le cacao contient plus de phytochimiques phénoliques et une capacité antioxydante plus élevée que le thé et le vin rouge. *Food chemistry*, 51 : 7292-7295.

LE FLOC'H E., 1983- Contribution à une étude ethnobotanique de la flore tunisienne. Publication scientifique tunisienne. Programme flore et végétation tunisienne. Deuxième partie. 402 p.

LUGASI A., HOVARI J., SAGIK., and BIRO L., 2003- Le rôle des phytonutriments dans la prévention des maladies. *J.Acta.biologica. szegediensis.* **47 (1-4):**119-125.

LUICITA LAGUNEZ RIVERA 2006- étude de l'extraction de métabolites secondaires de différentes matières végétales en réacteur chauffé par induction thermomagnétique directe. Thèse de doctorat de l'institut national polytechnique de toulouse spécialité : Sciences des Agroressources.

MAAMRI S., 2008- Etude de *Pistacia atlantica* de deux régions du sud algérien : dosage des lipides, dosage des polyphénols, essais antileishmaniens. Mémoire de Magister en biochimie et microbiologie appliquées. Université M'hamed Bougara Boumerdes. p141.

MADI A., 2009- "Caractérisation et comparaison du contenu polyphénolique de deux plantes médicinales (thym et sauge) et la mise en évidence de leurs activités biologiques". Mémoire de magister. Université Mentouri Constantine.

MAHMOOD A., MAHMOOD A. AND TABASSUM A. 2011- Ethno medicinal survey of plants from district sialkot, pakistan. **Journal of Applied Pharmacy**, 02(03): -220.

MAHMOUDI S., KHALI M. et MAHMOUDI N., 2013- Etude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynara scolymus* L.) Nature & Technologie Revue « *Nature & Technologie* ». *B- Sciences Agronomiques et Biologiques*, n° 09/ Juin 2013 : 35-40.

MAIZAK K., BRAC De La PERRIERE et HAMMICHE V., 1993- Pharmacopée traditionnelle : Sahara septentrional. Actes du 2ème colloque européen d'ethnopharmacologie, Heidelberg, pp 169-181.

MANDEEL QA and AL-LAITH A., 2007- Ethnomycological aspects of the desert truffle among native Bahraini and non-Bahraini peoples of the Kingdom of Bahrain. *Journal of Ethnopharmacology* 110: 118-129.

MARKOUK M., H. B. LAZREK, M. LARHSINI, K. BEKKOUCHE, M. JANA., 1998- *Ann Pharm.Fr*, 56(6), 274-276.

MARKOUK M., RADWANE A., LAZREK H. B., JANA M. et BENJAMA A., 1999- Antibacterial activity of *Cotula cinerea* extract. *Phytoterapia* 13, 229-30.

MEDJOUDJ H. 2008- Etude du comportement au séchage de six légumes : carotte, courgette, cardon, pomme de terre, ail et oignon, thèse de magister en sciences alimentaire, universités mentouri de constantine, p 87.

MEYER K.C. et ZIMMERMAN J., 1993- neutrophil mediators, *J. Lab. Clin. Med.*, 121,654p.

MILIAUSKAS G., P.R. VENSKUTONIS, AND T.A. VAN BEEK 2004- Screening of radical scavenging activity of some medicinal and aromatic plant extract. *Food chemistry*.

MOHAMMEDI Z., 2013- Etude Phytochimique et Activités Biologiques de quelques Plantes médicinales de la Région Nord et Sud Ouest de l'Algérie. Thèse Doctorat en biologie. Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen. p160.

NABTI L. Z., 2014- Évaluation des Activités antioxydante et antimicrobienne des extraits de *Oudneya africana* et *Randonia africana* Coss. Mémoire de Magister en Biologie. Université Ferhat Abbas de Sétif. p110.

NICOLAS, M., et DANIEL, C. 1998- Activités technologiques en microbiologique-Techniques de base et méthodologie. Editeurs CRDP D'Aquitaine-Bordeaux.

NOGBOU A., AKMEL D., BROU K., ASSIDJO NOGBOU E. 2015- modelisation de la cinétique de séchage des fèves de cacao par des modèles semi-empiriques et par un réseau de neurones artificiels récurrent: cas du séchage microonde par intermittence.

European Scientific Journal March 2015 edition vol.11, No.9 ISSN: 1857 – 7881 (Print) e - ISSN 1857- 7431.

O'CONNELL J.E., FOX P.F., 1999- Proposed mechanism for the effect of polyphenols on the heat stability of milk. *International Dairy Journal* 9 (8), 523–536.

OUAOUICH A. ; OSAKWE A. et CHIMI H. 2005- Guide Du Constructeur Du Séchoir Hybride, Préparé dans le cadre du projet de développement du petit entrepreneuriat agro-industriel dans les zones péri-urbaines et rurales des régions prioritaires avec un accent sur les femmes au Maroc, p23.

OULD EL HADJ M.D., HADJ-MHAMMED M., ZABAEIROU H. et CHEHMA A. 2003- Importance des plantes spontanées médicinales dans la pharmacopée traditionnelle de la région de Ouargla (Sahara Septentrional-Est algérien). *Revue Science et Technologie C. Université Mentouri, Constantine*, pp : 73-78.

OZENDA P., 1977- Flore du Sahara. 2^{ème} ED. Editions du centre national de la recherche scientifique. Paris. p 630.

OZENDA P., 1983- Flore du Sahara Ed. 2. Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS.), Paris : 401.

OZENDA P., 1991- Flore de Sahara, (3ème édition mise à jour et augmentée), Ed C.N.R.S. Paris, 662 p. + cartes.

PARIS R. et HURABELLE M., 1980- Abrégé de matière médicale, pharmacognosie. Tome I, Ed. Masson, Paris.

PARIS, C.B., SPONAUGLE, S., COWEN, R.K., ROTUNNO, T., 2005. Pomacentridae: damselfishes (Chapter 152). In: Richards, J.W. (Ed.), *Early Stages of Atlantic Fishes*. CRC Press, Boca Raton, pp. 1787e1818.

PICMAN A. K., SCHNEDER E. F., PICMAN J., 1995. Effect of flavonoids on mycelial growth of verticillium. *Albo Atrum Biochem Sys and Eco.* **23**: 683-693.

QUEZEL P., 1978- Analyses of the flora Mediterranean and Saharan Africa. *Annals of the Missouri Botanical Garden.* p535.

QUEZEL P., et SANTA S. 1962- Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Ed, tome I: Paris.

QUEZEL P., et SENTA, S. 1963- Nouvelle flore de l'algerie et des régions désertique méridionales. Ed, tome II: Paris. 1170p.

RACHED Wahiba, Houari BENAMAR, Malika BENNACEUR, Abderrazak MAROUF 2009- évaluation du potentiel antioxydant de plantes médicinales et analyse phytochimique. Laboratoire de Biochimie végétale et des substances naturelles, Université d'Oran, Algérie.

REBIAI A. and LANEZ T., 2012- Chemical composition and antioxydant activity of APIS Mellifera bee pollen from north-west Algeria. *International of fundamental and applied sciences*. p35.

SAAD C. 1946- Les plantes florale, Ed faralferaca allarabi, Egypte.

SCHAUENBERG P., PARIS F. 2006- Guides des plantes médicinales analyse, description et utilisation de 400 plantes. *Edition delachaux et Niestlé*, Paris, pp 33-34.

SEYOUM, A., ASRES, K., & EL-FIKY, F.K., 2006- Structure-radical scavenging activity relationships of flavonoids. *Phytochemistry*, 67, 2058-2070.

SHAHIDI F. AND NACZK M., 2004- Extraction and analysis of phenolics in food. *Journal of Chromatography A*, 1054 : 95–111.

SING A. K., PANDEY M.B. et SINGH U.P. 2007- Antifungal activity of an alkaloid allosecurinine against some fungi. *Mycobiol*, 35: 62-64.

SLIMESTAD R.VERHEUL M. J. 2005- "Seasonal variation in the level of plant constituents in greenhouse production of cherry tomatoes." *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53: 3114-3119.

TALBERT M., WILLOQUET G., 2003- Guide pharmaco. 5^{ème} édition. Paris : Lamarre, 1231 p.

TALBI M., T. AINANE, D. BORIKY, L. BENNANI, M. BLAGHEN and M. ELKOUALI, 2015- Antibacterial activity of Eudesmanolide compounds isolated from medicinal plant *Artemisia herba-alba* *J. Mater. Environ. Sci.* 6 (8) (2015) 2125-2128 ISSN : 2028-2508.

TAPIERO H, TEW KD, NGUYEN BA G, MATHE G., 2002- Polyphenols: do they play a role in the prevention of human pathologies? *Biomed. Pharmacother.* 56: 200-207.

TAWAHA K., ALALI F. Q., GHARAIBEH M., MOHAMMMAD M. et EL - ELIMAT T. 2007- Antioxidant activity and total phenolic content of selected jordanian plant species. *Food chem*, 104 : 1372- 1378.

TELODO METTLER, 2002- Brochure d'application détermination du taux d'humidité, méthodes de détermination du taux d'humidité Halogen moisture analyzer Mettler Toledo, p 15.

THOMAS ; O.P., 2009. Métabolisme secondaire et Biosynthèse. Master 2 VEM. Univesité Nice Sophia Antipolis.

TSAI P. J., WUA S.C. et CHENG Y.K. 2008- Role of polyphenols in antioxidantt capacity of napiergrass from different growing seasons. Food chemistry, 106, 27-32

VILLANO D, FERNANDEZ-PACHON MS, MOYA ML, TRONCOSO AM, GARCIA- PARILLA MC. 2007- Radical scavenging ability of phenolic compounds towards DPPH free radical. *Talanta* **71**: 230–235.

Annexes

Annexe 1 : la position systématique de différentes plantes étudiées

1. *Retama retam*

Embranchement	: Spermaphytes
Sous embranchement	: Angiosperms
Classe	: Eudicots
Ordre	: Fabiales
Famille	: Fabaceae
Genre	: <i>Retama</i>
Espèce	: <i>Retama retam</i> (QUEZEL et SANTA, 1962).

2. *Oudneya africana*

Embranchement	: Spermaphytes
Sous embranchement	: Angiospermes
Classe	: Dicotylédones
Ordre	: Pariétales
Famille	: Brassicaceae ou Cruciferae
Genre	: <i>Oudneya</i>
Espèce	: <i>Oudneya africana</i> (QUEZEL et SANTA, 1962)

3. *Calligonum comosum*

Embranchement

Sous embranchement

Classe : Angiospermes

Ordre : Caryophyllales

Famille Polygonaceae

Genre : *Calligonum*

Espèce : *Calligonum Comosum* (QUEZEL et SANTA, 1962).

4. *Cymbopogon schoenanthus*

Embranchement : Spermaphytes

Sous embranchement

Classe : Liliopsida

Ordre : Cyperales

Famille : Poaceae

Genre : *Cymbopogon*

Espèce : *Cymbopogon schoenanthus* (QUEZEL et SANTA, 1962)

5. *Helianthemum lippii*

Embranchement	: Phanérogames ou Spermaphytes
Sous Embanchement	: Angiospermes
Classe	: Dicotylédones
Ordre	: Malvales
Famille	: Cistaceae
Genre	: <i>Helianthemum</i>
Espèce	: <i>Helianthemum lippii</i> (MANDEEL et AL-LAITH, 2007).

6. *Haloxylon scoparium* (pomel)

Embranchement	: Phanérogames
Sous Embanchement	: Angiospermes
Classe	: Eudicots
Ordre	: Caryophyllales
Famille	: Amaranthaceae
Genre	: <i>Haloxylon</i>
Espèce	: <i>Haloxylon scoparium</i> (QUEZEL P. et SANTA S., 1962).

7. *Cotula cinerea*

Embranchement	: Spermaphytes
Sous embranchement	: Angiospermes
Classe	: Dicotylédones
Ordre	: Astérales
Famille	: Composeae
Genre	: Cotula
Espèce	: <i>Cotula cinerea</i> (Bouziane, 2002)

8. *Aristida pungens*

Embranchement	: Spermaphytes
Sous-embranchement	: Angiospermes
Classe	: Monocotylédones
Ordre	: Glumiflorales
Famille	: Ggamineae (poaceae)
Genre	: Aristida
Espèce	: <i>Aristida pungens</i> (QUEZEL et SANTA, 1962)

9. *Asphodelus tenuifolius*

Embranchement : Spermaphytes

Sous embranchement : Angiospermes

Classe : Monocotylédones

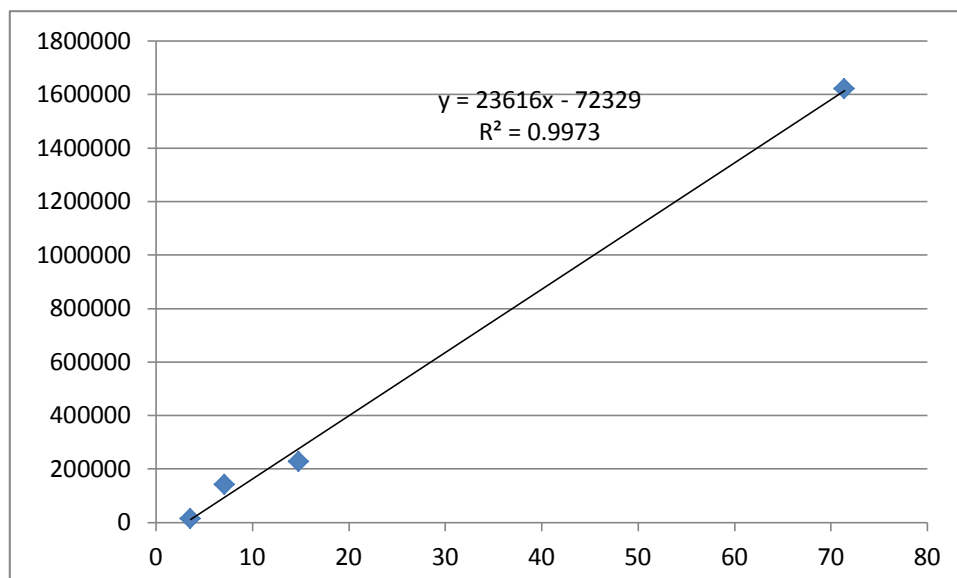
Ordre : Asparagales

Famille : Liliaceae

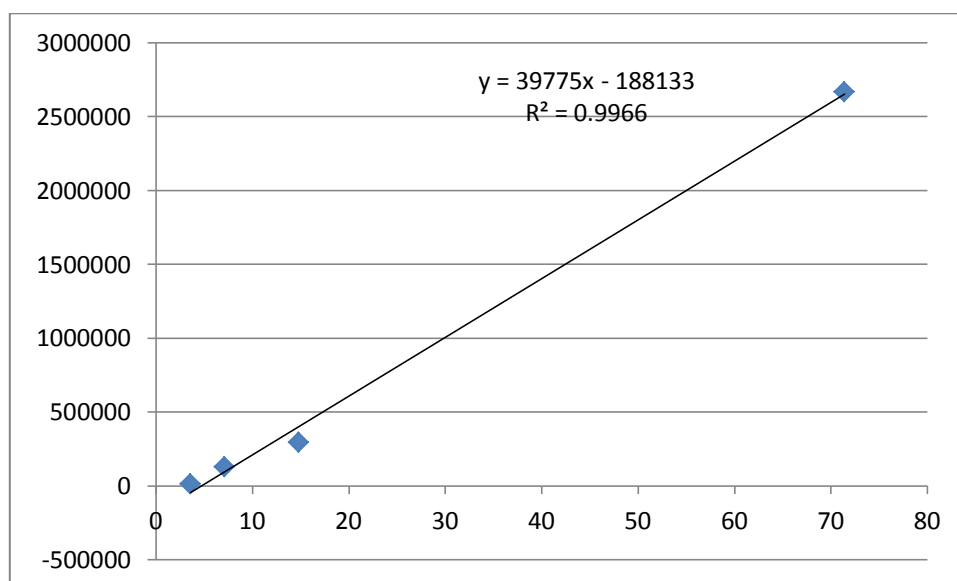
Genre : *Asphodelus*

Espèce : *Asphodelus tenuifolius* (QUEZEL et SANTA, 1962).

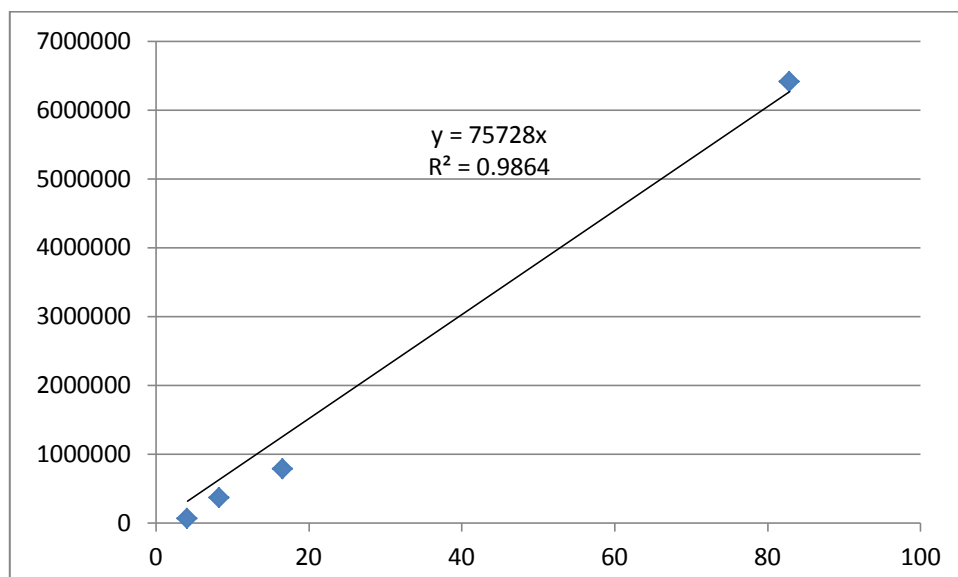
Annexe 02 : Les courbes d'étalonnage utilisées pour l'identification des composés phénoliques par HPLC



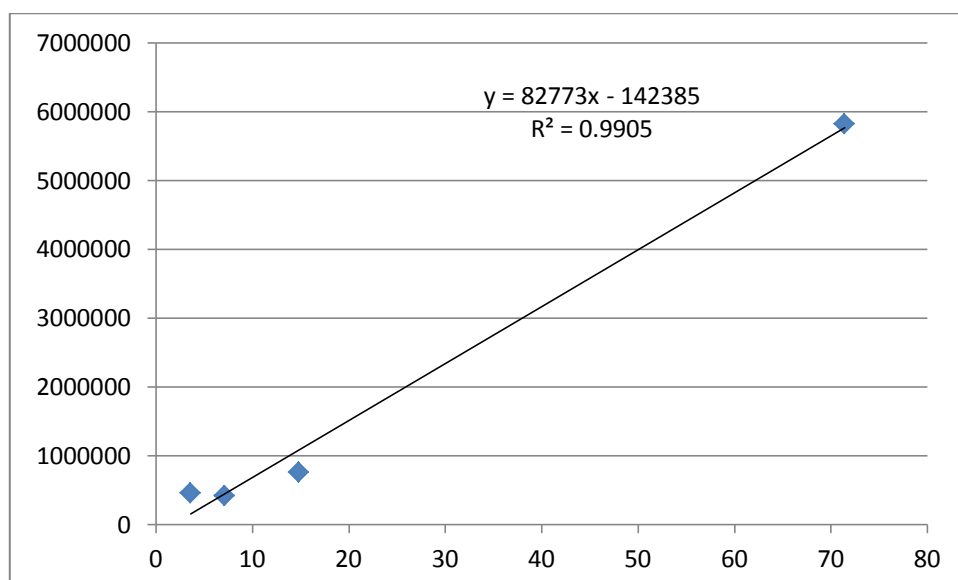
Courbe d'étalonnage de l'acide gallique



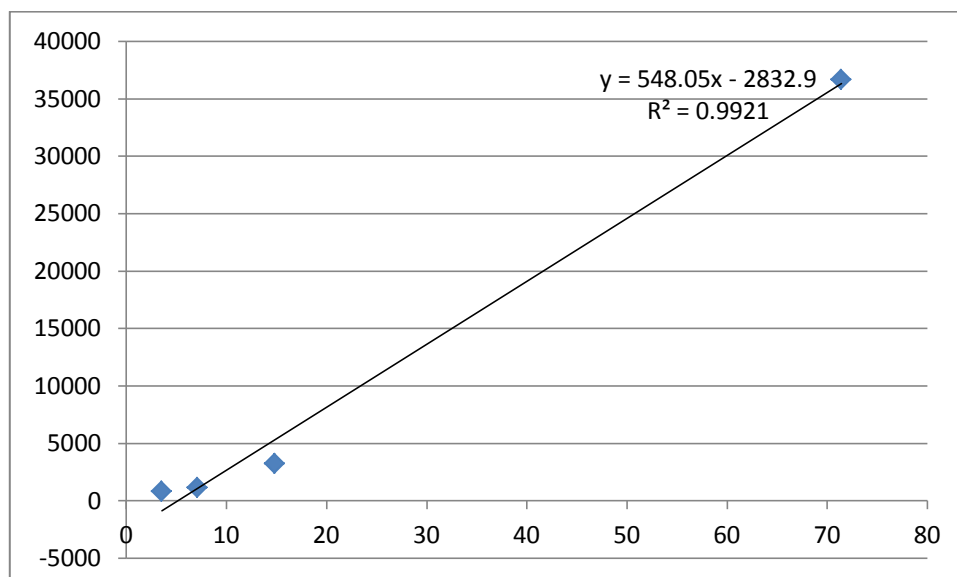
Courbe d'étalonnage de l'acide chlorogénique



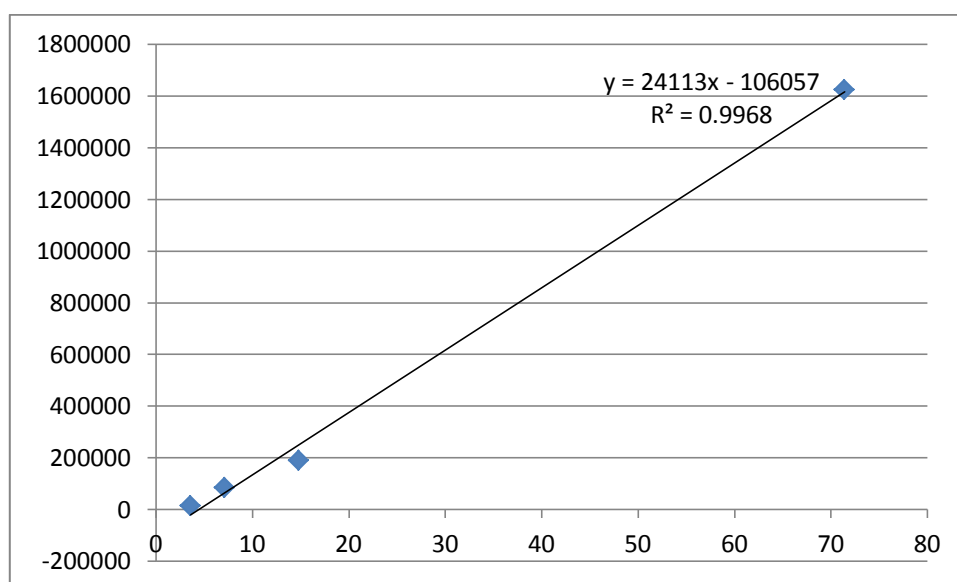
Courbe d'étalonnage de l'acide caféique



Courbe d'étalonnage de Vanilline

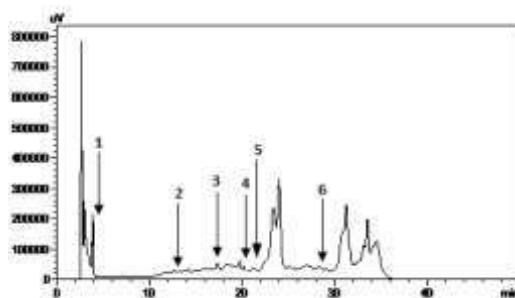


Courbe d'étalonnage de Quercétine

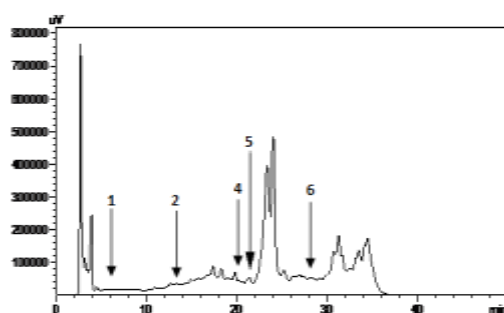


Courbe d'étalonnage de Rutine

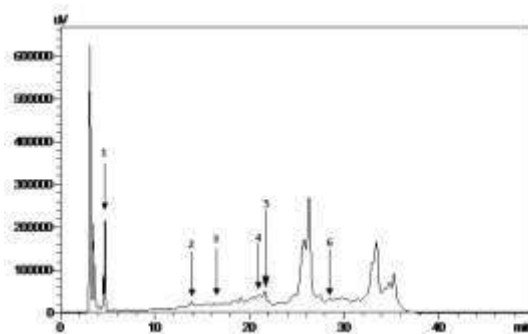
Annexe 03 : Les différents chromatogrammes réalisés par HPLC pour les différentes plantes étudiées à différents modes de séchage



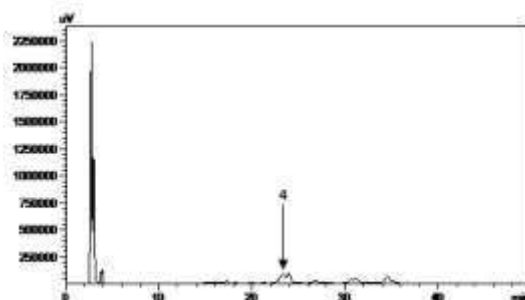
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Retama retam* fraîche après la séparation par Dichlorométhane



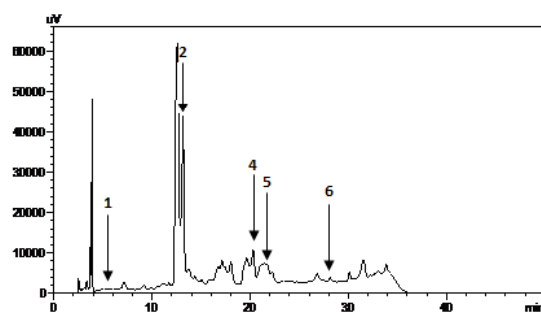
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Retama retam* séché à air libre après la séparation par Dichlorométhane



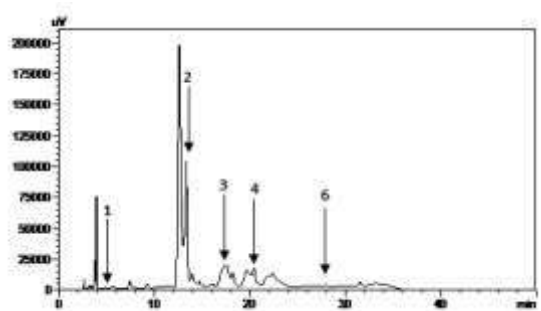
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Retama retam* séché à l'étuve après la séparation par Dichlorométhane



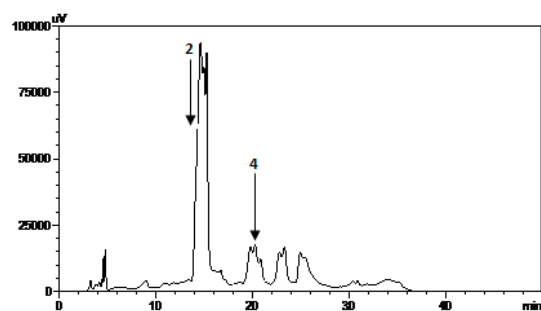
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Retama retam* séché au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane



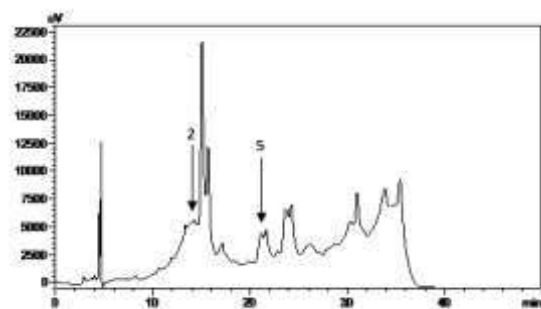
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Oudneya africana* fraîche après la séparation par Dichlorométhane



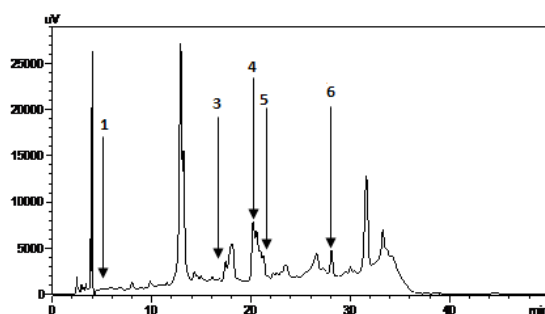
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Oudneya africana* fraîche après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)



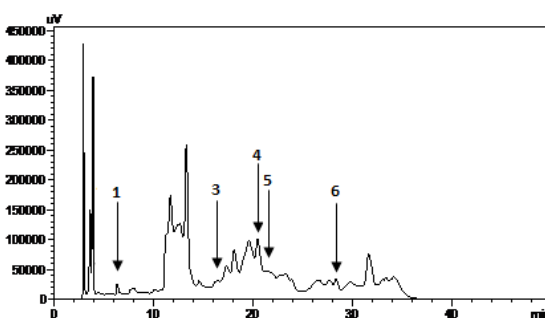
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Oudneya africana* fraîche après la séparation par Chloroforme



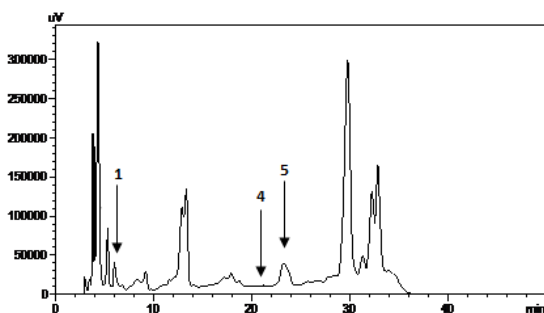
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Oudneya africana* fraîche après la séparation par Chloroforme (phase méthanol)



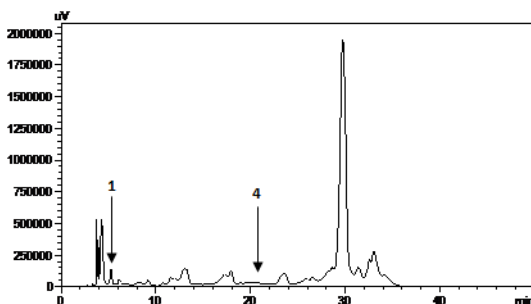
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Oudneya africana* séché à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane



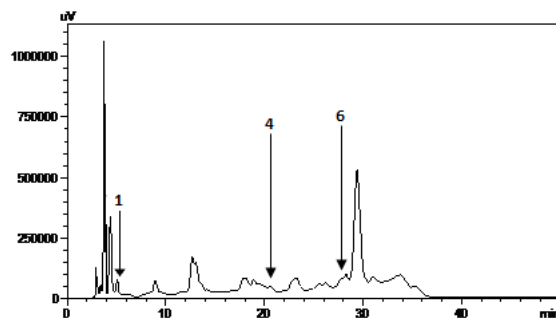
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Oudneya africana* séché au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane



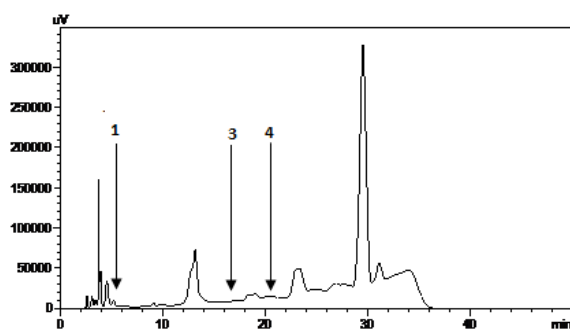
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Calligonum comosum* fraîche après la séparation par Dichlorométhane



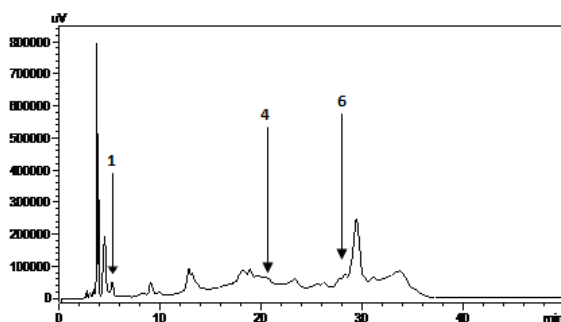
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Calligonum comosum* lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane



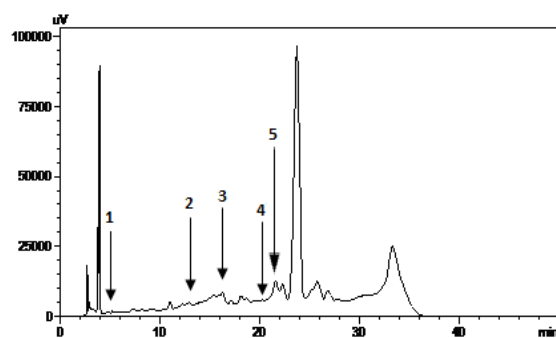
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Calligonum comosum* séchée séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)



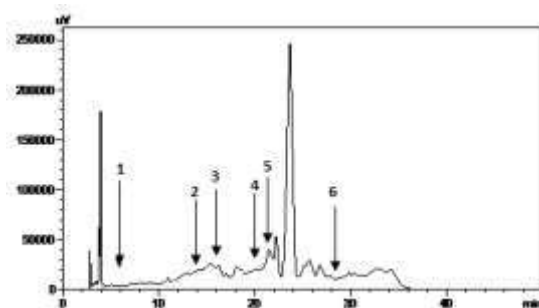
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Calligonum comosum* séchée séchoir solaire après la séparation par Chloroforme



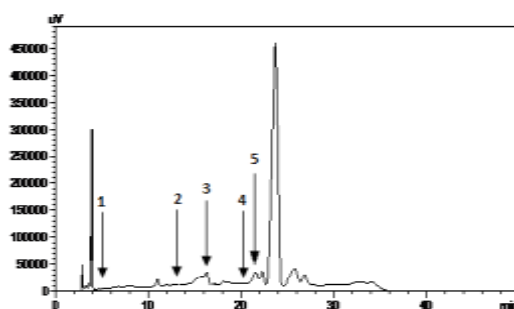
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Calligonum comosum* séchée séchoir solaire après la séparation par Chloroforme (phase méthanol)



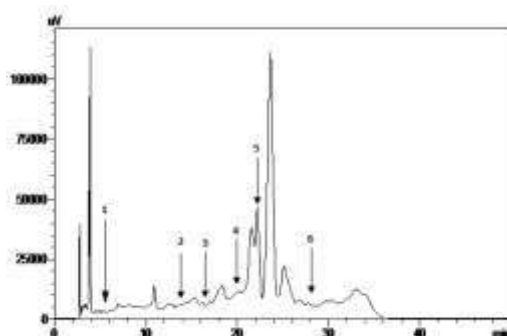
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cymbopogon schoenanthus* fraîche après la séparation par Dichlorométhane



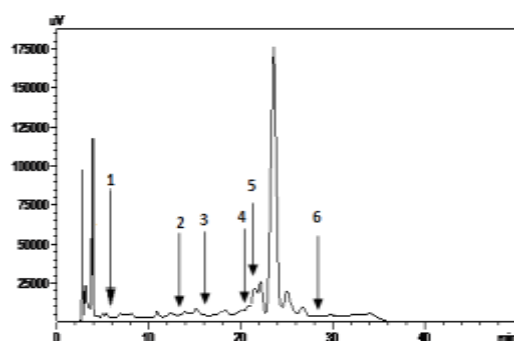
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cymbopogon schoenanthus* séché à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane



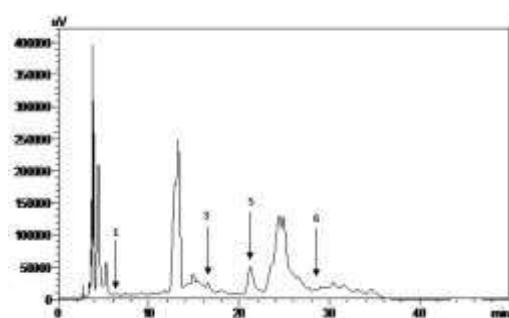
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cymbopogon schoenanthus* séché à l'étuve après la séparation par Dichlorométhane



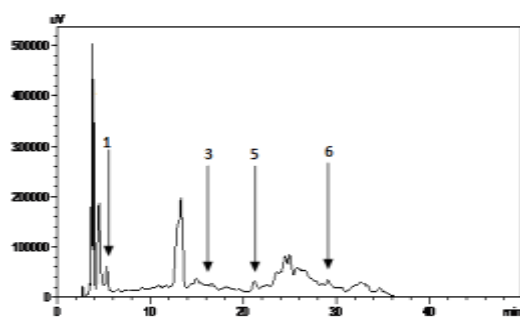
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cymbopogon schoenanthus* séché au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane



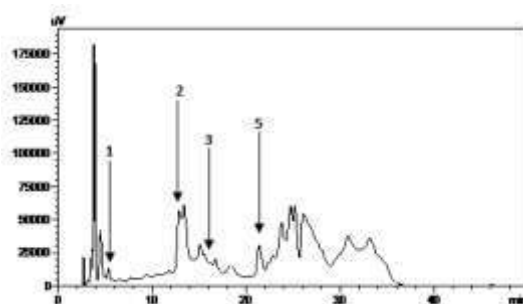
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cymbopogon schoenanthus* lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane



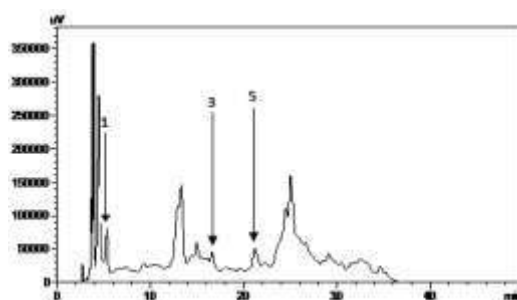
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Helianthemum lippii* fraîche après la séparation par Dichlorométhane



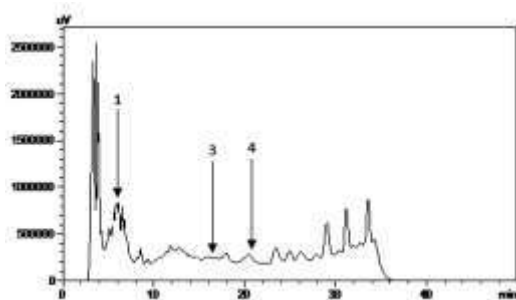
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Helianthemum lippii* séché à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane



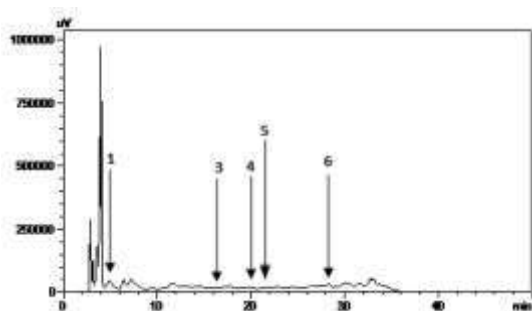
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Helianthemum lippii* séché à l'étuve après la séparation par Dichlorométhane



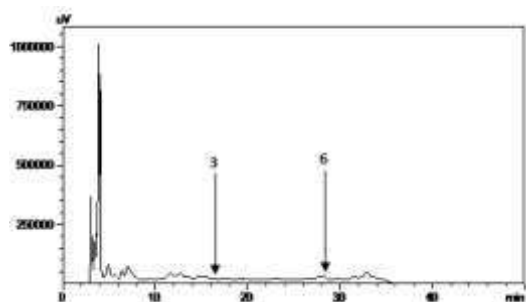
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Helianthemum lippii* lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane



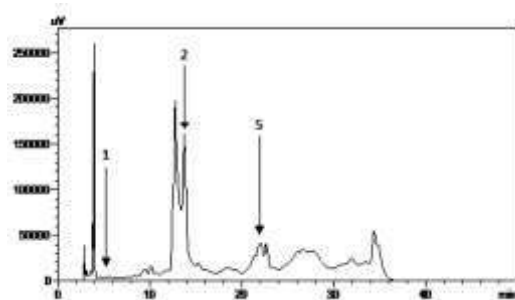
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Haloxylon scoparium* fraîche après la séparation par Dichlorométhane



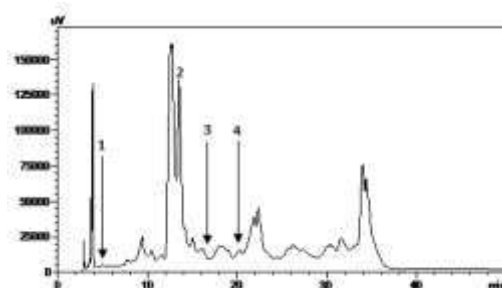
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Haloxylon scoparium* séchée à l'étuve après la séparation par Dichlorométhane



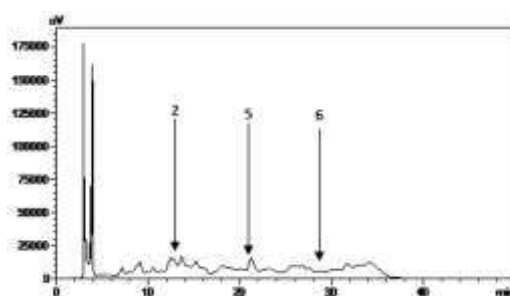
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Haloxylon scoparium* lyophilisée après la séparation par Dichlorométhane



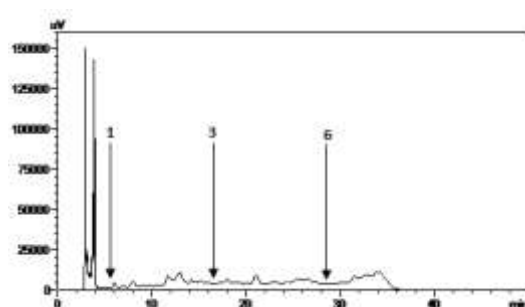
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cotula cinerea* fraîche après la séparation par Dichlorométhane



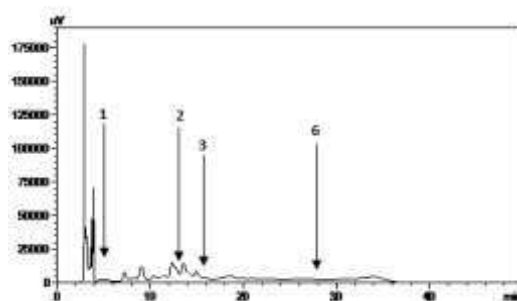
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cotula cinerea* séché à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)



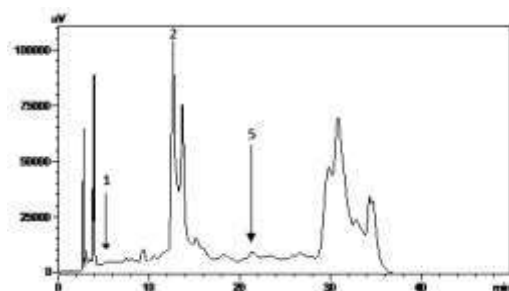
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cotula cinerea* séchée séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)



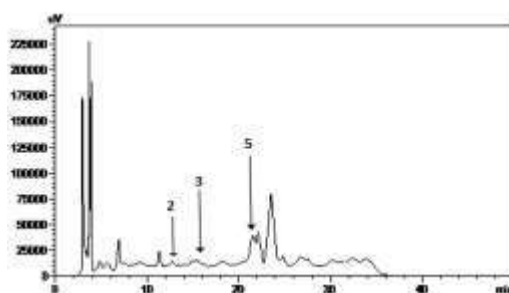
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cotula cinerea* séchée séchoir solaire après la séparation par Chloroforme



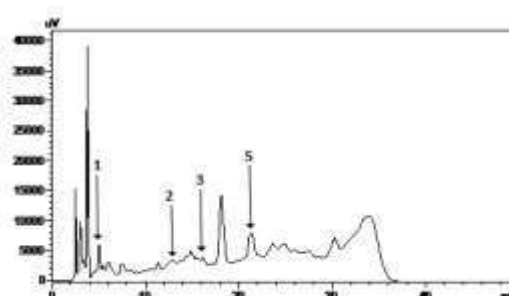
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cotula cinerea* séchée séchoir solaire après la séparation par Chloroforme (phase méthanol)



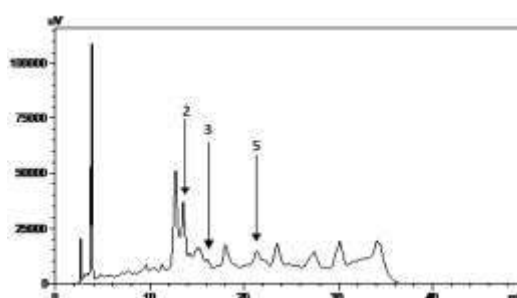
Chromatogramme HPLC d'extrait de *Cotula cinerea* lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane



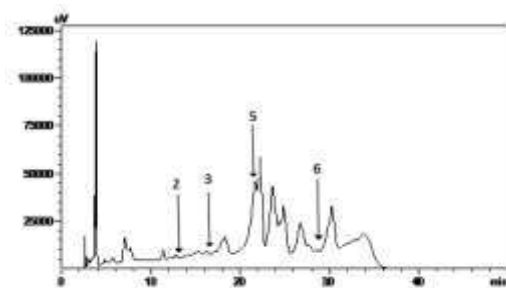
Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Aristida pungens* fraîche après la séparation par Dichlorométhane



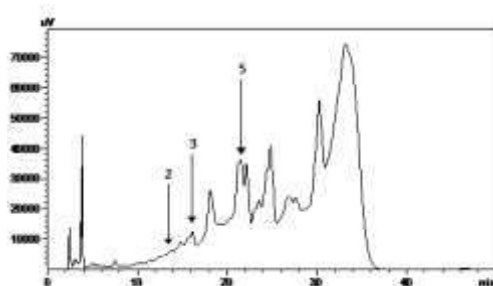
Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Aristida pungens* séchée à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane



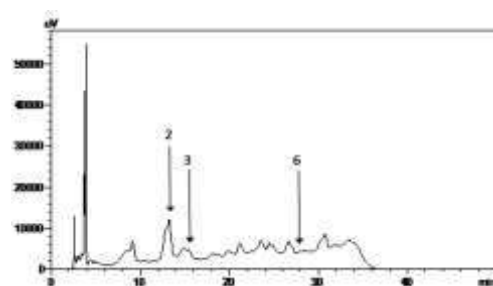
Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Aristida pungens* séchée à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)



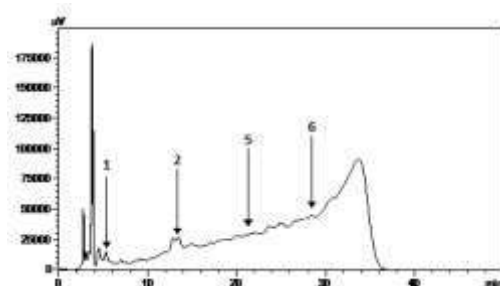
Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Aristida pungens* séchée à l'étuve après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)



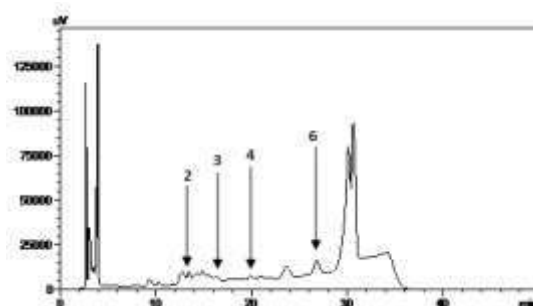
Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Aristida pungens* séchée au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane



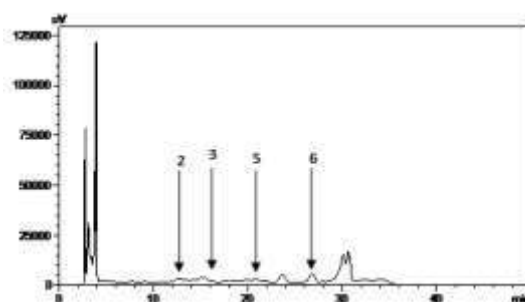
Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Asphodelus tenuifolius* fraîche après la séparation par Dichlorométhane



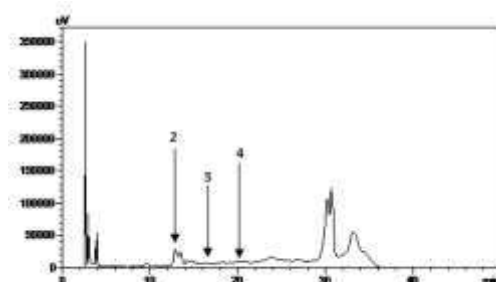
Chromatogramme HPLC d'extrait de l'*Asphodelus tenuifolius* fraîche après la séparation par Dichlorométhane (phase méthanol)



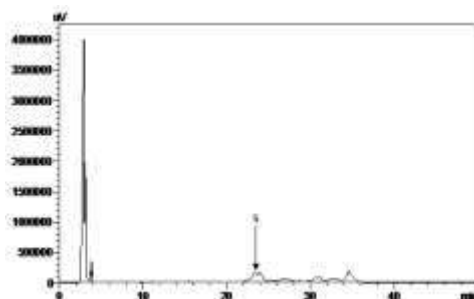
Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Asphodelus tenuifolius* séchée à l'air libre après la séparation par Dichlorométhane



Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Asphodelus tenuifolius* séchée à l'étuve après la séparation par Dichlorométhane

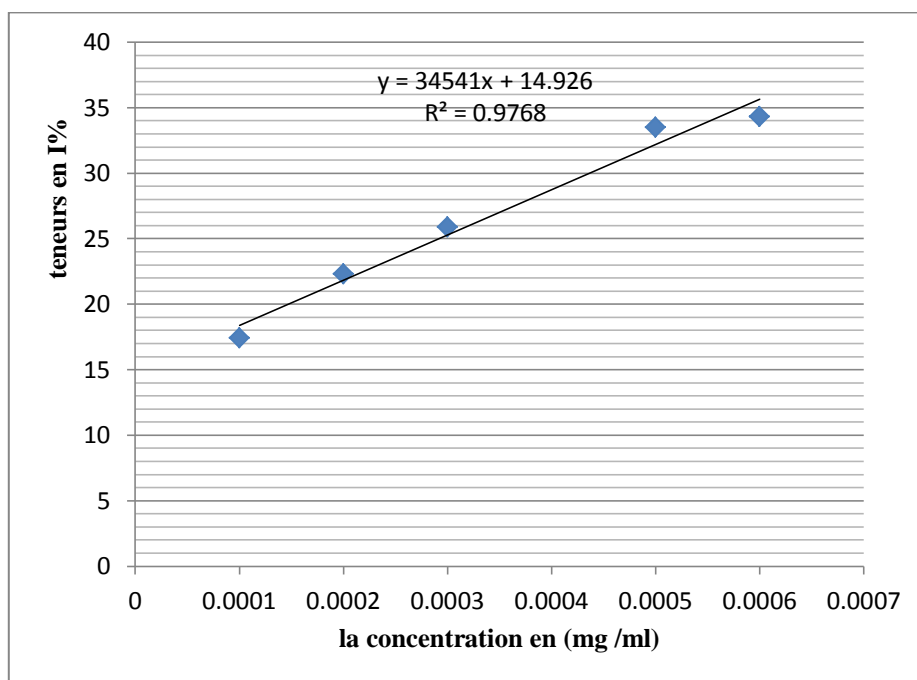


Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Asphodelus tenuifolius* séchée au séchoir solaire après la séparation par Dichlorométhane



Chromatogramme HPLC d'extrait d'*Asphodelus tenuifolius* lyophilisé après la séparation par Dichlorométhane

Annexe 04 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour l'activité antioxydante



Annexe 05: Matrice de corrélation entre les paramètres étudiés pour les espèces investiguées**Matrice de corrélation entre les modes de séchage et les paramètres calculés pour *Retama retam*****Matrice de corrélation**

	poly F	flav F	tan F	AAOF	poly A	flav A	tan A	AAOA	poly E	flav E	tan E	AAOE	poly SS	flav SS	tan SS	AAOSS	poly lyo	flav lyo	tan lyo	AAO lyo
poly F	1,000	-,500	1,000	,929	-,968	1,000	1,000	,693	,745	,500	1,000	-,058	-,945	,500	1,000	,500	-,500	1,000	1,000	,904
flav F	-,500	1,000	-,500	-,143	,268	-,500	-,500	,277	-,950	,500	-,500	,893	,189	,500	-,500	,500	1,000	-,500	-,500	-,082
tan F	1,000	-,500	1,000	,929	-,968	1,000	1,000	,693	,745	,500	1,000	-,058	-,945	,500	1,000	,500	-,500	1,000	1,000	,904
AAOF	,929	-,143	,929	1,000	-,992	,929	,929	,911	,444	,786	,929	,317	-,999	,786	,929	,786	-,143	,929	,929	,998
poly A	-,968	,268	-,968	-,992	1,000	-,968	-,968	-,851	-,555	-,700	-,968	-,194	,997	-,700	-,968	-,700	,268	-,968	-,968	-,982
flav A	1,000	-,500	1,000	,929	-,968	1,000	1,000	,693	,745	,500	1,000	-,058	-,945	,500	1,000	,500	-,500	1,000	1,000	,904
tan A	1,000	-,500	1,000	,929	-,968	1,000	1,000	,693	,745	,500	1,000	-,058	-,945	,500	1,000	,500	-,500	1,000	1,000	,904
AAOA	,693	,277	,693	,911	-,851	,693	,693	1,000	,036	,971	,693	,679	-,891	,971	,693	,971	,277	,693	,693	,935
poly E	,745	-,950	,745	,444	-,555	,745	,745	,036	1,000	-,205	,745	-,709	-,485	-,205	,745	-,205	-,950	,745	,745	,388
flav E	,500	,500	,500	,786	-,700	,500	,500	,971	-,205	1,000	,500	,836	-,756	1,000	,500	1,000	,500	,500	,500	,822
tan E	1,000	-,500	1,000	,929	-,968	1,000	1,000	,693	,745	,500	1,000	-,058	-,945	,500	1,000	,500	-,500	1,000	1,000	,904
AAOE	-,058	,893	-,058	,317	-,194	-,058	-,058	,679	-,709	,836	-,058	1,000	-,272	,836	-,058	,836	,893	-,058	-,058	,374
poly SS	-,945	,189	-,945	-,999	,997	-,945	-,945	-,891	-,485	-,756	-,945	-,272	1,000	-,756	-,945	-,756	,189	-,945	-,945	-,994
flav SS	,500	,500	,500	,786	-,700	,500	,500	,971	-,205	1,000	,500	,836	-,756	1,000	,500	1,000	,500	,500	,500	,822
tan SS	1,000	-,500	1,000	,929	-,968	1,000	1,000	,693	,745	,500	1,000	-,058	-,945	,500	1,000	,500	-,500	1,000	1,000	,904
AAOSS	,500	,500	,500	,786	-,700	,500	,500	,971	-,205	1,000	,500	,836	-,756	1,000	,500	1,000	,500	,500	,500	,822
poly lyo	-,500	1,000	-,500	-,143	,268	-,500	-,500	,277	-,950	,500	-,500	,893	,189	,500	-,500	,500	1,000	-,500	-,500	-,082
flav lyo	1,000	-,500	1,000	,929	-,968	1,000	1,000	,693	,745	,500	1,000	-,058	-,945	,500	1,000	,500	-,500	1,000	1,000	,904
tan lyo	1,000	-,500	1,000	,929	-,968	1,000	1,000	,693	,745	,500	1,000	-,058	-,945	,500	1,000	,500	-,500	1,000	1,000	,904
AAO lyo	,904	-,082	,904	,998	-,982	,904	,904	,935	,388	,822	,904	,374	-,994	,822	,904	,822	-,082	,904	,904	1,000

3 observations ont été utilisées dans ce calcul.

F : fraîche ; **A** : air libre ; **E** : étuve ; **SS** : séchoir solaire ; **lyo** : lyophilisé

Poly : polyphénols ; **flav** : flavonoides ; **tan** : tanins ; **AAO** : activité antioxydante

Matrice de corrélation entre les modes de séchage et les paramètres calculés pour l'*Oudneya africana*

Matrice de corrélation

	poly F	flav F	tan F	AAO F	poly A	flav A	tan A	AAO A	poly E	flav E	tan E	AAO E	poly SS	flav SS	tan SS	AAO SS	poly lyo	flav lyo	tan lyo	AAO lyo
poly F	1,000	-,344	-,985	-,344	,783	-,344	,985	,875	,874	,041	-1,000	,641	-,990	,985	-,985	,736	,719	-,985	-,344	-,621
flav F	-,344	1,000	,500	1,000	-,853	1,000	-,500	-,756	,156	-,952	,345	,500	,470	-,500	,500	-,889	,406	,500	1,000	-,523
tan F	-,985	,500	1,000	,500	-,878	,500	-1,000	-,945	-,778	-,212	,985	-,500	,999	-1,000	1,000	-,841	-,589	1,000	,500	,477
AAO F	-,344	1,000	,500	1,000	-,853	1,000	-,500	-,756	,156	-,952	,345	,500	,470	-,500	,500	-,889	,406	,500	1,000	-,523
poly A	,783	-,853	-,878	-,853	1,000	-,853	,878	,986	,383	,653	-,784	,025	-,861	,878	-,878	,997	,130	-,878	-,853	,001
flav A	-,344	1,000	,500	1,000	-,853	1,000	-,500	-,756	,156	-,952	,345	,500	,470	-,500	,500	-,889	,406	,500	1,000	-,523
tan A	,985	-,500	-1,000	-,500	,878	-,500	1,000	,945	,778	,212	-,985	,500	-,999	1,000	-1,000	,841	,589	-1,000	-,500	-,477
AAO A	,875	-,756	-,945	-,756	,986	-,756	,945	1,000	,529	,520	-,875	,189	-,933	,945	-,945	,972	,291	-,945	-,756	-,163
poly E	,874	,156	-,778	,156	,383	,156	,778	,529	1,000	-,450	-,874	,933	-,799	,778	-,778	,314	,966	-,778	,156	-,923
flav E	,041	-,952	-,212	-,952	,653	-,952	,212	,520	-,450	1,000	-,042	-,741	-,178	,212	-,212	,707	-,666	-,212	-,952	,758
tan E	-1,000	,345	,985	,345	-,784	,345	-,985	-,875	-,874	-,042	1,000	-,640	,991	-,985	,985	-,736	-,718	,985	,345	,620
AAO E	,641	,500	-,500	,500	,025	,500	,500	,189	,933	-,741	-,640	1,000	-,530	,500	-,500	-,048	,994	-,500	,500	-1,000
poly SS	-,990	,470	,999	,470	-,861	,470	-,999	-,933	-,799	-,178	,991	-,530	1,000	-,999	,999	-,822	-,616	,999	,470	,507
flav SS	,985	-,500	-1,000	-,500	,878	-,500	1,000	,945	,778	,212	-,985	,500	-,999	1,000	-1,000	,841	,589	-1,000	-,500	-,477
tan SS	-,985	,500	1,000	,500	-,878	,500	-1,000	-,945	-,778	-,212	,985	-,500	,999	-1,000	1,000	-,841	-,589	1,000	,500	,477
AAO SS	,736	-,889	-,841	-,889	,997	-,889	,841	,972	,314	,707	-,736	-,048	-,822	,841	-,841	1,000	,058	-,841	-,889	,074
poly lyo	,719	,406	-,589	,406	,130	,406	,589	,291	,966	-,666	-,718	,994	-,616	,589	-,589	,058	1,000	-,589	,406	-,991
flav lyo	-,985	,500	1,000	,500	-,878	,500	-1,000	-,945	-,778	-,212	,985	-,500	,999	-1,000	1,000	-,841	-,589	1,000	,500	,477
tan lyo	-,344	1,000	,500	1,000	-,853	1,000	-,500	-,756	,156	-,952	,345	,500	,470	-,500	,500	-,889	,406	,500	1,000	-,523
AAO lyo	-,621	-,523	,477	-,523	,001	-,523	-,477	-,163	-,923	,758	,620	-1,000	,507	-,477	,477	,074	-,991	,477	-,523	1,000

3 observations ont été utilisées dans ce calcul.

F : fraîche ; **A** : air libre ; **E** : étuve ; **SS** : séchoir solaire ; **lyo** : lyophilisé

Poly : polyphénols ; **flav** : flavonoides ; **tan** : tanins ; **AAO** : activité antioxydante

Matrice de corrélation entre les modes de séchage et les paramètres calculés pour *Calligonum comosum*

Matrice de corrélation

	poly F	flav F	tan F	AAO F	poly A	flav A	tan A	AAO A	poly E	flav E	tan E	AAO E	poly SS	flav SS	tan SS	AAO SS	poly lyo	flav lyo	tan lyo	AAO lyo
poly F	1,000	-,051	-,051	,051	,213	,326	-,051	,051	-,983	,890	-,051	,839	-,989	-,051	-,051	-,051	-,394	-,051	-,051	,999
flav F	-,051	1,000	1,000	-1,000	,965	-,961	1,000	-1,000	,233	-,500	1,000	,500	-,096	1,000	1,000	1,000	-,898	1,000	1,000	-4,625E-14
tan F	-,051	1,000	1,000	-1,000	,965	-,961	1,000	-1,000	,233	-,500	1,000	,500	-,096	1,000	1,000	1,000	-,898	1,000	1,000	-4,625E-14
AAO F	,051	-1,000	-1,000	1,000	-,965	,961	-1,000	1,000	-,233	,500	-1,000	-,500	,096	-1,000	-1,000	-1,000	,898	-1,000	-1,000	4,605E-14
poly A	,213	,965	,965	-,965	1,000	-,854	,965	-,965	-,030	-,255	,965	,710	-,353	,965	,965	,965	-,982	,965	,965	,262
flav A	,326	-,961	-,961	,961	-,854	1,000	-,961	,961	-,493	,721	-,961	-,240	-,184	-,961	-,961	-,961	,741	-,961	-,961	,277
tan A	-,051	1,000	1,000	-1,000	,965	-,961	1,000	-1,000	,233	-,500	1,000	,500	-,096	1,000	1,000	1,000	-,898	1,000	1,000	-4,625E-14
AAO A	,051	-1,000	-1,000	1,000	-,965	,961	-1,000	1,000	-,233	,500	-1,000	-,500	,096	-1,000	-1,000	-1,000	,898	-1,000	-1,000	4,603E-14
poly E	-,983	,233	,233	-,233	-,030	-,493	,233	-,233	1,000	-,959	,233	-,726	,946	,233	,233	,233	,219	,233	,233	-,973
flav E	,890	-,500	-,500	,500	-,255	,721	-,500	,500	-,959	1,000	-,500	,500	-,814	-,500	-,500	-,500	,068	-,500	-,500	,866
tan E	-,051	1,000	1,000	-1,000	,965	-,961	1,000	-1,000	,233	-,500	1,000	,500	-,096	1,000	1,000	1,000	-,898	1,000	1,000	-4,625E-14
AAO E	,839	,500	,500	-,500	,710	-,240	,500	-,500	-,726	,500	,500	1,000	-,910	,500	,500	,500	-,830	,500	,500	,866
poly SS	-,989	-,096	-,096	,096	-,353	-,184	-,096	,096	,946	-,814	-,096	-,910	1,000	-,096	-,096	-,096	,524	-,096	-,096	-,995
flav SS	-,051	1,000	1,000	-1,000	,965	-,961	1,000	-1,000	,233	-,500	1,000	,500	-,096	1,000	1,000	1,000	-,898	1,000	1,000	-4,625E-14
tan SS	-,051	1,000	1,000	-1,000	,965	-,961	1,000	-1,000	,233	-,500	1,000	,500	-,096	1,000	1,000	1,000	-,898	1,000	1,000	-4,625E-14
AAO SS	-,051	1,000	1,000	-1,000	,965	-,961	1,000	-1,000	,233	-,500	1,000	,500	-,096	1,000	1,000	1,000	-,898	1,000	1,000	-4,608E-14
poly lyo	-,394	-,898	-,898	,898	-,982	,741	-,898	,898	,219	,068	-,898	-,830	,524	-,898	-,898	-,898	1,000	-,898	-,898	-,440
flav lyo	-,051	1,000	1,000	-1,000	,965	-,961	1,000	-1,000	,233	-,500	1,000	,500	-,096	1,000	1,000	1,000	-,898	1,000	1,000	-4,607E-14
tan lyo	-,051	1,000	1,000	-1,000	,965	-,961	1,000	-1,000	,233	-,500	1,000	,500	-,096	1,000	1,000	1,000	-,898	1,000	1,000	-4,625E-14
AAO lyo	,999	-4,625E-14	-4,625E-14	4,605E-14	,262	,277	-4,625E-14	4,603E-14	-,973	,866	-4,625E-14	,866	-,995	-4,625E-14	-4,625E-14	-4,608E-14	-,440	-4,607E-14	-4,625E-14	1,000

3 observations ont été utilisées dans ce calcul.

F : fraîche ; **A** : air libre ; **E** : étuve ; **SS** : séchoir solaire ; **lyo** : lyophilisé

Poly : polyphénols ; **flav** : flavonoides ; **tan** : tanins ; **AAO** : activité antioxydante

Matrice de corrélation entre les modes de séchage et les paramètres calculés pour *Cymbopogon schoenanthus*

Matrice de corrélation

	poly F	flav F	tan F	AAO F	poly A	flav A	tan A	AAO A	poly E	flav E	tan E	AAO E	poly SS	flav SS	tan SS	AAO SS	poly lyo	flav lyo	tan lyo	AAO lyo
poly F	1,000	1,000	-,500	0,000	-,134	-,500	-,189	,839	,978	-,500	-,500	,889	-,189	,500	-1,000	-,655	,830	-,500	-,945	-,666
flav F	1,000	1,000	-,500	0,000	-,134	-,500	-,189	,839	,978	-,500	-,500	,889	-,189	,500	-1,000	-,655	,830	-,500	-,945	-,666
tan F	-,500	-,500	1,000	,866	,925	1,000	,945	,052	-,307	1,000	1,000	-,048	-,756	,500	,500	-,327	,068	1,000	,189	-,313
AAO F	0,000	0,000	,866	1,000	,991	,866	,982	,545	,210	,866	,866	,458	-,982	,866	-3,080E-15	-,756	,558	,866	-,327	-,746
poly A	-,134	-,134	,925	,991	1,000	,925	,998	,428	,078	,925	,925	,335	-,948	,792	,134	-,662	,442	,925	-,198	-,651
flav A	-,500	-,500	1,000	,866	,925	1,000	,945	,052	-,307	1,000	1,000	-,048	-,756	,500	,500	-,327	,068	1,000	,189	-,313
tan A	-,189	-,189	,945	,982	,998	,945	1,000	,376	,021	,945	,945	,282	-,929	,756	,189	-,619	,391	,945	-,143	-,607
AAO A	,839	,839	,052	,545	,428	,052	,376	1,000	,934	,052	,052	,995	-,693	,891	-,839	-,961	1,000	,052	-,971	-,965
poly E	,978	,978	-,307	,210	,078	-,307	,021	,934	1,000	-,307	-,307	,965	-,391	,671	-,978	-,799	,929	-,307	-,993	-,808
flav E	-,500	-,500	1,000	,866	,925	1,000	,945	,052	-,307	1,000	1,000	-,048	-,756	,500	,500	-,327	,068	1,000	,189	-,313
tan E	-,500	-,500	1,000	,866	,925	1,000	,945	,052	-,307	1,000	1,000	-,048	-,756	,500	,500	-,327	,068	1,000	,189	-,313
AAO E	,889	,889	-,048	,458	,335	-,048	,282	,995	,965	-,048	-,048	1,000	-,618	,841	-,889	-,928	,993	-,048	-,990	-,933
poly SS	-,189	-,189	-,756	-,982	-,948	-,756	-,929	-,693	-,391	-,756	-,756	-,618	1,000	-,945	,189	,866	-,704	-,756	,500	,859
flav SS	,500	,500	,500	,866	,792	,500	,756	,891	,671	,500	,500	,841	-,945	1,000	-,500	-,982	,898	,500	-,756	-,979
tan SS	-1,000	-1,000	,500	-3,080E-15	,134	,500	,189	-,839	-,978	,500	,500	-,889	,189	-,500	1,000	,655	-,830	,500	,945	,666
AAO SS	-,655	-,655	-,327	-,756	-,662	-,327	-,619	-,961	-,799	-,327	-,327	-,928	,866	-,982	,655	1,000	-,965	-,327	,866	1,000
poly lyo	,830	,830	,068	,558	,442	,068	,391	1,000	,929	,068	,068	,993	-,704	,898	-,830	-,965	1,000	,068	-,967	-,969
flav lyo	-,500	-,500	1,000	,866	,925	1,000	,945	,052	-,307	1,000	1,000	-,048	-,756	,500	,500	-,327	,068	1,000	,189	-,313
tan lyo	-,945	-,945	,189	-,327	-,198	,189	-,143	-,971	-,993	,189	,189	-,990	,500	-,756	,945	,866	-,967	,189	1,000	,873
AAO lyo	-,666	-,666	-,313	-,746	-,651	-,313	-,607	-,965	-,808	-,313	-,313	-,933	,859	-,979	,666	1,000	-,969	-,313	,873	1,000

3 observations ont été utilisées dans ce calcul.

F : fraîche ; **A** : air libre ; **E** : étuve ; **SS** : séchoir solaire ; **lyo** : lyophilisé

Poly : polyphénols ; **flav** : flavonoides ; **tan** : tanins ; **AAO** : activité antioxydante

Matrice de corrélation entre les modes de séchage et les paramètres calculés pour *Helianthemum lippii*

Matrice de corrélation

	poly F	flav F	tan F	AAO F	poly A	flav A	tan A	AAO A	poly E	flav E	tan E	AAO E	poly SS	flav SS	tan SS	AAO SS	poly lyo	flav lyo	tan lyo	AAO lyo
poly F	1,000	,735	-,955	-,955	,470	,955	,955	-,955	,929	-,955	-,955	-,856	,177	-,955	-,955	-,735	,876	-,955	-,955	-,735
flav F	,735	1,000	-,500	-,500	-,254	,500	,500	-,500	,933	-,500	-,500	-,980	,798	-,500	-,500	-1,000	,971	-,500	-,500	-1,000
tan F	-,955	-,500	1,000	1,000	-,711	-1,000	-1,000	1,000	-,778	1,000	1,000	,664	,123	1,000	1,000	,500	-,693	1,000	1,000	,500
AAO F	-,955	-,500	1,000	1,000	-,711	-1,000	-1,000	1,000	-,778	1,000	1,000	,664	,123	1,000	1,000	,500	-,693	1,000	1,000	,500
poly A	,470	-,254	-,711	-,711	1,000	,711	,711	-,711	,111	-,711	-,711	,054	-,785	-,711	-,711	,254	-,014	-,711	-,711	,254
flav A	,955	,500	-1,000	-1,000	,711	1,000	1,000	-1,000	,778	-1,000	-1,000	-,664	-,123	-1,000	-1,000	-,500	,693	-1,000	-1,000	-,500
tan A	,955	,500	-1,000	-1,000	,711	1,000	1,000	-1,000	,778	-1,000	-1,000	-,664	-,123	-1,000	-1,000	-,500	,693	-1,000	-1,000	-,500
AAO A	-,955	-,500	1,000	1,000	-,711	-1,000	-1,000	1,000	-,778	1,000	1,000	,664	,123	1,000	1,000	,500	-,693	1,000	1,000	,500
poly E	,929	,933	-,778	-,778	,111	,778	,778	-,778	1,000	-,778	-,778	-,986	,528	-,778	-,778	-,933	,992	-,778	-,778	-,933
flav E	-,955	-,500	1,000	1,000	-,711	-1,000	-1,000	1,000	-,778	1,000	1,000	,664	,123	1,000	1,000	,500	-,693	1,000	1,000	,500
tan E	-,955	-,500	1,000	1,000	-,711	-1,000	-1,000	1,000	-,778	1,000	1,000	,664	,123	1,000	1,000	,500	-,693	1,000	1,000	,500
AAO E	-,856	-,980	,664	,664	,054	-,664	-,664	,664	-,986	,664	,664	1,000	-,660	,664	,664	,980	-,999	,664	,664	,980
poly SS	,177	,798	,123	,123	-,785	-,123	-,123	,123	,528	,123	,123	-,660	1,000	,123	,123	-,798	,630	,123	,123	-,798
flav SS	-,955	-,500	1,000	1,000	-,711	-1,000	-1,000	1,000	-,778	1,000	1,000	,664	,123	1,000	1,000	,500	-,693	1,000	1,000	,500
tan SS	-,955	-,500	1,000	1,000	-,711	-1,000	-1,000	1,000	-,778	1,000	1,000	,664	,123	1,000	1,000	,500	-,693	1,000	1,000	,500
AAO SS	-,735	-1,000	,500	,500	,254	-,500	-,500	,500	-,933	,500	,500	,980	-,798	,500	,500	1,000	-,971	,500	,500	1,000
poly lyo	,876	,971	-,693	-,693	-,014	,693	,693	-,693	,992	-,693	-,693	-,999	,630	-,693	-,693	-,971	1,000	-,693	-,693	-,971
flav lyo	-,955	-,500	1,000	1,000	-,711	-1,000	-1,000	1,000	-,778	1,000	1,000	,664	,123	1,000	1,000	,500	-,693	1,000	1,000	,500
tan lyo	-,955	-,500	1,000	1,000	-,711	-1,000	-1,000	1,000	-,778	1,000	1,000	,664	,123	1,000	1,000	,500	-,693	1,000	1,000	,500
AAO lyo	-,735	-1,000	,500	,500	,254	-,500	-,500	,500	-,933	,500	,500	,980	-,798	,500	,500	1,000	-,971	,500	,500	1,000

3 observations ont été utilisées dans ce calcul.

F : fraîche ; **A** : air libre ; **E** : étuve ; **SS** : séchoir solaire ; **lyo** : lyophilisé

Poly : polyphénols ; **flav** : flavonoides ; **tan** : tanins ; **AAO** : activité antioxydante

Matrice de corrélation entre les modes de séchage et les paramètres calculés pour *Haloxylon scoparium*

Matrice de corrélation

	poly F	flav F	tan F	AAO F	poly A	flav A	tan A	AAO A	poly E	flav E	tan E	AAO E	poly SS	flav SS	tan SS	AAO SS	poly lyo	flav lyo	tan lyo	AAO lyo
poly F	1,000	-,249	,082	-,028	,784	,082	,569	,082	-,947	,082	,082	-,294	,640	,082	-,822	,904	-,145	-,904	,822	-3,236E-9
flav F	-,249	1,000	,945	,975	,406	,945	,655	,945	,547	,945	,945	-,853	,585	,945	,756	,189	,994	-,189	-,756	-,969
tan F	,082	,945	1,000	,994	,683	1,000	,866	1,000	,243	1,000	1,000	-,977	,818	1,000	,500	,500	,974	-,500	-,500	-,997
AAO F	-,028	,975	,994	1,000	,598	,994	,806	,994	,348	,994	,994	-,947	,750	,994	,592	,402	,993	-,402	-,592	-1,000
poly A	,784	,406	,683	,598	1,000	,683	,957	,683	-,543	,683	,683	-,824	,979	,683	-,291	,974	,500	-,974	,291	-,620
flav A	,082	,945	1,000	,994	,683	1,000	,866	1,000	,243	1,000	1,000	-,977	,818	1,000	,500	,500	,974	-,500	-,500	-,997
tan A	,569	,655	,866	,806	,957	,866	1,000	,866	-,275	,866	,866	-,953	,996	,866	-6,052E-15	,866	,731	-,866	6,052E-15	-,822
AAO A	,082	,945	1,000	,994	,683	1,000	,866	1,000	,243	1,000	1,000	-,977	,818	1,000	,500	,500	,974	-,500	-,500	-,997
poly E	-,947	,547	,243	,348	-,543	,243	-,275	,243	1,000	,243	,243	-,029	-,359	,243	,962	-,719	,456	,719	-,962	-,322
flav E	,082	,945	1,000	,994	,683	1,000	,866	1,000	,243	1,000	1,000	-,977	,818	1,000	,500	,500	,974	-,500	-,500	-,997
tan E	,082	,945	1,000	,994	,683	1,000	,866	1,000	,243	1,000	1,000	-,977	,818	1,000	,500	,500	,974	-,500	-,500	-,997
AAO E	-,294	-,853	-,977	-,947	-,824	-,977	-,953	-,977	-,029	-,977	-,977	1,000	-,923	-,977	-,303	-,674	-,903	,674	,303	,956
poly SS	,640	,585	,818	,750	,979	,818	,996	,818	-,359	,818	,818	-,923	1,000	,818	-,088	,907	,667	-,907	,088	-,768
flav SS	,082	,945	1,000	,994	,683	1,000	,866	1,000	,243	1,000	1,000	-,977	,818	1,000	,500	,500	,974	-,500	-,500	-,997
tan SS	-,822	,756	,500	,592	-,291	,500	-6,052E-15	,500	,962	,500	,500	-,303	-,088	,500	1,000	-,500	,683	,500	-1,000	-,569
AAO SS	,904	,189	,500	,402	,974	,500	,866	,500	-,719	,500	,500	-,674	,907	,500	-,500	1,000	,291	-1,000	,500	-,427
poly lyo	-,145	,994	,974	,993	,500	,974	,731	,974	,456	,974	,974	-,903	,667	,974	,683	,291	1,000	-,291	-,683	-,989
flav lyo	-,904	-,189	-,500	-,402	-,974	-,500	-,866	-,500	,719	-,500	-,500	,674	-,907	-,500	,500	-1,000	-,291	1,000	-,500	,427
tan lyo	,822	-,756	-,500	-,592	,291	-,500	6,052E-15	-,500	-,962	-,500	-,500	,303	,088	-,500	-1,000	,500	-,683	-,500	1,000	,569
AAO lyo	-3,236E-9	-,969	-,997	-1,000	-,620	-,997	-,822	-,997	-,322	-,997	-,997	,956	-,768	-,997	-,569	-,427	-,989	,427	,569	1,000

3 observations ont été utilisées dans ce calcul.

F : fraîche ; **A** : air libre ; **E** : étuve ; **SS** : séchoir solaire ; **lyo** : lyophilisé

Poly : polyphénols ; **flav** : flavonoides ; **tan** : tanins ; **AAO** : activité antioxydante

Matrice de corrélation entre les modes de séchage et les paramètres calculés pour *Cotula cinerea*

Matrice de corrélation

	poly F	flav F	tan F	AAOF	poly A	flav A	tan A	AAOA	poly E	flav E	tan E	AAOE	poly SS	flav SS	tan SS	AAOSS	poly lyo	flav lyo	tan lyo	AAO lyo
poly F	1,000	,397	-,397	,596	,397	,596	,397	,397	-,397	-,397	-,397	,397	-,934	-,397	-,397	-,145	-,918	,397	-,397	-,954
flav F	,397	1,000	-1,000	-,500	1,000	-,500	1,000	1,000	-1,000	-1,000	-1,000	1,000	-,044	-1,000	-1,000	-,966	2,050E-15	1,000	-1,000	-,655
tan F	-,397	-1,000	1,000	,500	-1,000	,500	-1,000	-1,000	1,000	1,000	1,000	-1,000	,044	1,000	1,000	,966	-2,050E-15	-1,000	1,000	,655
AAOF	,596	-,500	,500	1,000	-,500	1,000	-,500	-,500	,500	,500	,500	-,500	-,843	,500	,500	,708	-,866	-,500	,500	-,327
poly A	,397	1,000	-1,000	-,500	1,000	-,500	1,000	1,000	-1,000	-1,000	-1,000	1,000	-,044	-1,000	-1,000	-,966	1,952E-15	1,000	-1,000	-,655
flav A	,596	-,500	,500	1,000	-,500	1,000	-,500	-,500	,500	,500	,500	-,500	-,843	,500	,500	,708	-,866	-,500	,500	-,327
tan A	,397	1,000	-1,000	-,500	1,000	-,500	1,000	1,000	-1,000	-1,000	-1,000	1,000	-,044	-1,000	-1,000	-,966	2,050E-15	1,000	-1,000	-,655
AAOA	,397	1,000	-1,000	-,500	1,000	-,500	1,000	1,000	-1,000	-1,000	-1,000	1,000	-,044	-1,000	-1,000	-,966	2,037E-15	1,000	-1,000	-,655
poly E	-,397	-1,000	1,000	,500	-1,000	,500	-1,000	-1,000	1,000	1,000	1,000	-1,000	,044	1,000	1,000	,966	-2,050E-15	-1,000	1,000	,655
flav E	-,397	-1,000	1,000	,500	-1,000	,500	-1,000	-1,000	1,000	1,000	1,000	-1,000	,044	1,000	1,000	,966	-2,050E-15	-1,000	1,000	,655
tan E	-,397	-1,000	1,000	,500	-1,000	,500	-1,000	-1,000	1,000	1,000	1,000	-1,000	,044	1,000	1,000	,966	-2,050E-15	-1,000	1,000	,655
AAOE	,397	1,000	-1,000	-,500	1,000	-,500	1,000	1,000	-1,000	-1,000	-1,000	1,000	-,044	-1,000	-1,000	-,966	2,013E-15	1,000	-1,000	-,655
poly SS	-,934	-,044	,044	-,843	-,044	-,843	-,044	-,044	,044	,044	,044	-,044	1,000	,044	,044	-,217	,999	-,044	,044	,784
flav SS	-,397	-1,000	1,000	,500	-1,000	,500	-1,000	-1,000	1,000	1,000	1,000	-1,000	,044	1,000	1,000	,966	-2,050E-15	-1,000	1,000	,655
tan SS	-,397	-1,000	1,000	,500	-1,000	,500	-1,000	-1,000	1,000	1,000	1,000	-1,000	,044	1,000	1,000	,966	-2,050E-15	-1,000	1,000	,655
AAOSS	-,145	-,966	,966	,708	-,966	,708	-,966	-,966	,966	,966	,966	-,966	-,217	,966	,966	1,000	-,260	-,966	,966	,435
poly lyo	-,918	2,050E-15	-2,050E-15	-,866	1,952E-15	-,866	2,050E-15	2,037E-15	-2,050E-15	-2,050E-15	-2,050E-15	2,013E-15	,999	-2,050E-15	-2,050E-15	-,260	1,000	2,050E-15	-2,050E-15	,756
flav lyo	,397	1,000	-1,000	-,500	1,000	-,500	1,000	1,000	-1,000	-1,000	-1,000	1,000	-,044	-1,000	-1,000	-,966	2,050E-15	1,000	-1,000	-,655
tan lyo	-,397	-1,000	1,000	,500	-1,000	,500	-1,000	-1,000	1,000	1,000	1,000	-1,000	,044	1,000	1,000	,966	-2,050E-15	-1,000	1,000	,655
AAO lyo	-,954	-,655	,655	-,327	-,655	-,327	-,655	-,655	,655	,655	,655	-,655	,784	,655	,655	,435	,756	-,655	,655	1,000

3 observations ont été utilisées dans ce calcul.

F : fraîche ; **A** : air libre ; **E** : étuve ; **SS** : séchoir solaire ; **lyo** : lyophilisé

Poly : polyphénols ; **flav** : flavonoides ; **tan** : tanins ; **AAO** : activité antioxydante

Matrice de corrélation entre les modes de séchage et les paramètres calculés pour *Aristida pungens*

Matrice de corrélation

	poly F	flav F	tan F	AAO F	poly A	flav A	tan A	AAO A	poly E	flav E	tan E	AAO E	poly SS	flav SS	tan SS	AAO SS	poly lyo	flav lyo	tan lyo	AAO lyo
poly F	1,000	,786	,929	-,705	,786	-,929	,929	,990	-,697	,929	,929	,786	,889	,929	,929	-,619	-,172	,143	,929	,786
flav F	,786	1,000	,500	-,115	1,000	-,500	,500	,866	-,991	,500	,500	1,000	,415	,500	,500	1,524E-15	-,745	-,500	,500	1,000
tan F	,929	,500	1,000	-,918	,500	-1,000	1,000	,866	-,381	1,000	1,000	,500	,995	1,000	1,000	-,866	,205	,500	1,000	,500
AAO F	-,705	-,115	-,918	1,000	-,115	,918	-,918	-,596	-,017	-,918	-,918	-,115	-,952	-,918	-,918	,993	-,577	-,803	-,918	-,115
poly A	,786	1,000	,500	-,115	1,000	-,500	,500	,866	-,991	,500	,500	1,000	,415	,500	,500	-2,438E-15	-,745	-,500	,500	1,000
flav A	-,929	-,500	-1,000	,918	-,500	1,000	-1,000	-,866	,381	-1,000	-1,000	-,500	-,995	-1,000	-1,000	,866	-,205	-,500	-1,000	-,500
tan A	,929	,500	1,000	-,918	,500	-1,000	1,000	,866	-,381	1,000	1,000	,500	,995	1,000	1,000	-,866	,205	,500	1,000	,500
AAO A	,990	,866	,866	-,596	,866	-,866	,866	1,000	-,792	,866	,866	,866	,814	,866	,866	-,500	-,311	7,034E-16	,866	,866
poly E	-,697	-,991	-,381	-,017	-,991	,381	-,381	-,792	1,000	-,381	-,381	-,991	-,291	-,381	-,381	-,132	,826	,610	-,381	-,991
flav E	,929	,500	1,000	-,918	,500	-1,000	1,000	,866	-,381	1,000	1,000	,500	,995	1,000	1,000	-,866	,205	,500	1,000	,500
tan E	,929	,500	1,000	-,918	,500	-1,000	1,000	,866	-,381	1,000	1,000	,500	,995	1,000	1,000	-,866	,205	,500	1,000	,500
AAO E	,786	1,000	,500	-,115	1,000	-,500	,500	,866	-,991	,500	,500	1,000	,415	,500	,500	-4,608E-14	-,745	-,500	,500	1,000
poly SS	,889	,415	,995	-,952	,415	-,995	,995	,814	-,291	,995	,995	,415	1,000	,995	,995	-,910	,298	,581	,995	,415
flav SS	,929	,500	1,000	-,918	,500	-1,000	1,000	,866	-,381	1,000	1,000	,500	,995	1,000	1,000	-,866	,205	,500	1,000	,500
tan SS	,929	,500	1,000	-,918	,500	-1,000	1,000	,866	-,381	1,000	1,000	,500	,995	1,000	1,000	-,866	,205	,500	1,000	,500
AAO SS	-,619	1,524E-15	-,866	,993	-2,438E-15	,866	-,866	-,500	-,132	-,866	-,866	-4,608E-14	-,910	-,866	-,866	1,000	-,667	-,866	-,866	0,000
poly lyo	-,172	-,745	,205	-,577	-,745	-,205	,205	-,311	,826	,205	,205	-,745	,298	,205	,205	-,667	1,000	,950	,205	-,745
flav lyo	,143	-,500	,500	-,803	-,500	-,500	,500	7,034E-16	,610	,500	,500	-,500	,581	,500	,500	-,866	,950	1,000	,500	-,500
tan lyo	,929	,500	1,000	-,918	,500	-1,000	1,000	,866	-,381	1,000	1,000	,500	,995	1,000	1,000	-,866	,205	,500	1,000	,500
AAO lyo	,786	1,000	,500	-,115	1,000	-,500	,500	,866	-,991	,500	,500	1,000	,415	,500	,500	0,000	-,745	-,500	,500	1,000

3 observations ont été utilisées dans ce calcul.

F : fraîche ; **A** : air libre ; **E** : étuve ; **SS** : séchoir solaire ; **lyo** : lyophilisé

Poly : polyphénols ; **flav** : flavonoides ; **tan** : tanins ; **AAO** : activité antioxydante

Matrice de corrélation entre les modes de séchage et les paramètres calculés pour *Asphodelus tenuifolius*

Matrice de corrélation

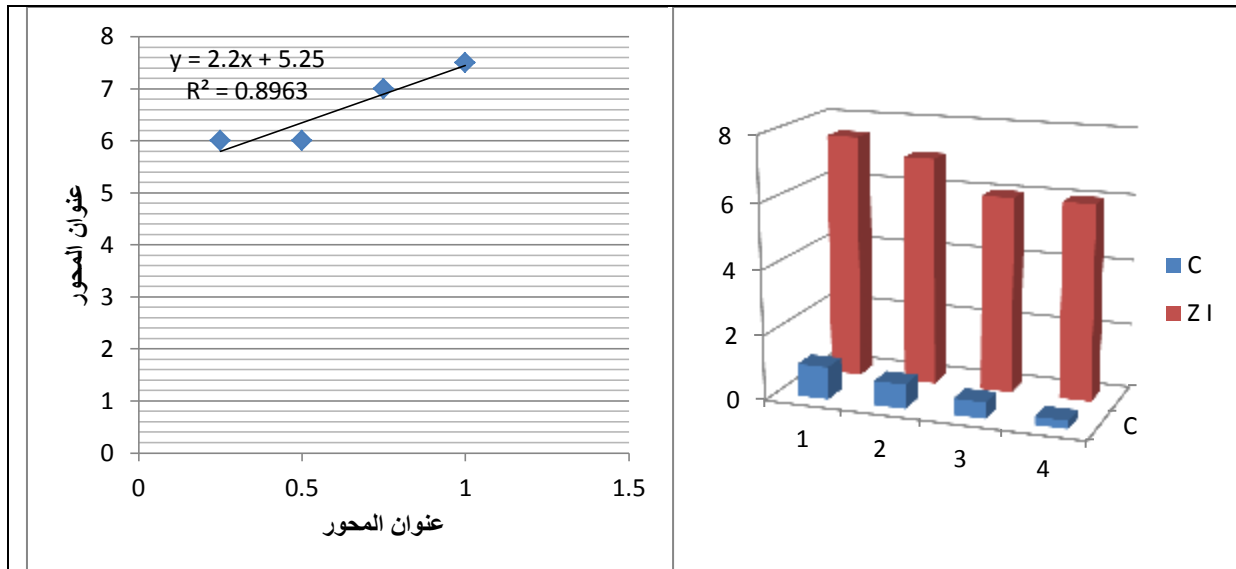
	poly F	flav F	tan F	AAO F	poly A	flav A	tan A	AAO A	poly E	flav E	tan E	AAO E	poly SS	flav SS	tan SS	AAO SS	poly lyo	flav lyo	tan lyo	AAO lyo
poly F	1,000	-,313	,313	,873	,841	-,979	,313	-,607	,313	,979	,313	-,979	,162	-,979	,313	-,859	,979	,666	,313	,950
flav F	-,313	1,000	-1,000	,189	-,778	,500	-1,000	,945	-1,000	-,500	-1,000	,500	-,988	,500	-1,000	,756	-,500	,500	-1,000	6,920E-8
tan F	,313	-1,000	1,000	-,189	,778	-,500	1,000	-,945	1,000	,500	1,000	-,500	,988	-,500	1,000	-,756	,500	-,500	1,000	-6,920E-8
AAO F	,873	,189	-,189	1,000	,470	-,756	-,189	-,143	-,189	,756	-,189	-,756	-,339	-,756	-,189	-,500	,756	,945	-,189	,982
poly A	,841	-,778	,778	,470	1,000	-,933	,778	-,941	,778	,933	,778	-,933	,670	-,933	,778	-,999	,933	,156	,778	,629
flav A	-,979	,500	-,500	-,756	-,933	1,000	-,500	,756	-,500	-1,000	-,500	1,000	-,359	1,000	-,500	,945	-1,000	-,500	-,500	-,866
tan A	,313	-1,000	1,000	-,189	,778	-,500	1,000	-,945	1,000	,500	1,000	-,500	,988	-,500	1,000	-,756	,500	-,500	1,000	-6,920E-8
AAO A	-,607	,945	-,945	-,143	-,941	,756	-,945	1,000	-,945	-,756	-,945	,756	-,882	,756	-,945	,929	-,756	,189	-,945	-,327
poly E	,313	-1,000	1,000	-,189	,778	-,500	1,000	-,945	1,000	,500	1,000	-,500	,988	-,500	1,000	-,756	,500	-,500	1,000	-6,920E-8
flav E	,979	-,500	,500	,756	,933	-1,000	,500	-,756	,500	1,000	,500	-1,000	,359	-1,000	,500	-,945	1,000	,500	,500	,866
tan E	,313	-1,000	1,000	-,189	,778	-,500	1,000	-,945	1,000	,500	1,000	-,500	,988	-,500	1,000	-,756	,500	-,500	1,000	-6,920E-8
AAO E	-,979	,500	-,500	-,756	-,933	1,000	-,500	,756	-,500	-1,000	-,500	1,000	-,359	1,000	-,500	,945	-1,000	-,500	-,500	-,866
poly SS	,162	-,988	,988	-,339	,670	-,359	,988	-,882	,988	,359	,988	-,359	1,000	-,359	,988	-,645	,359	-,629	,988	-,156
flav SS	-,979	,500	-,500	-,756	-,933	1,000	-,500	,756	-,500	-1,000	-,500	1,000	-,359	1,000	-,500	,945	-1,000	-,500	-,500	-,866
tan SS	,313	-1,000	1,000	-,189	,778	-,500	1,000	-,945	1,000	,500	1,000	-,500	,988	-,500	1,000	-,756	,500	-,500	1,000	-6,920E-8
AAO SS	-,859	,756	-,756	-,500	-,999	,945	-,756	,929	-,756	-,945	-,756	,945	-,645	,945	-,756	1,000	-,945	-,189	-,756	-,655
poly lyo	,979	-,500	,500	,756	,933	-1,000	,500	-,756	,500	1,000	,500	-1,000	,359	-1,000	,500	-,945	1,000	,500	,500	,866
flav lyo	,666	,500	-,500	,945	,156	-,500	-,500	,189	-,500	,500	-,500	-,500	-,629	-,500	-,500	-,189	,500	1,000	-,500	,866
tan lyo	,313	-1,000	1,000	-,189	,778	-,500	1,000	-,945	1,000	,500	1,000	-,500	,988	-,500	1,000	-,756	,500	-,500	1,000	-6,920E-8
AAO lyo	,950	6,920E-8	-6,920E-8	,982	,629	-,866	-6,920E-8	-,327	-6,920E-8	,866	-6,920E-8	-,866	-,156	-,866	-6,920E-8	-,655	,866	,866	-6,920E-8	1,000

3 observations ont été utilisées dans ce calcul.

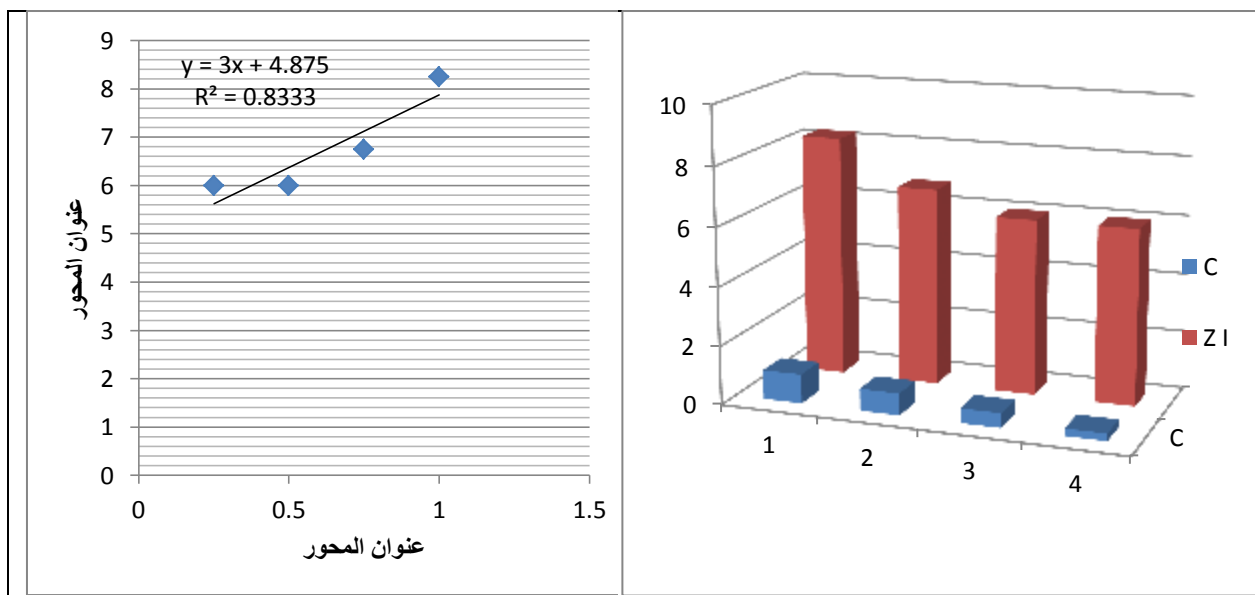
F : fraîche ; **A** : air libre ; **E** : étuve ; **SS** : séchoir solaire ; **lyo** : lyophilisé

Poly : polyphénols ; **flav** : flavonoides ; **tan** : tanins ; **AAO** : activité antioxydante

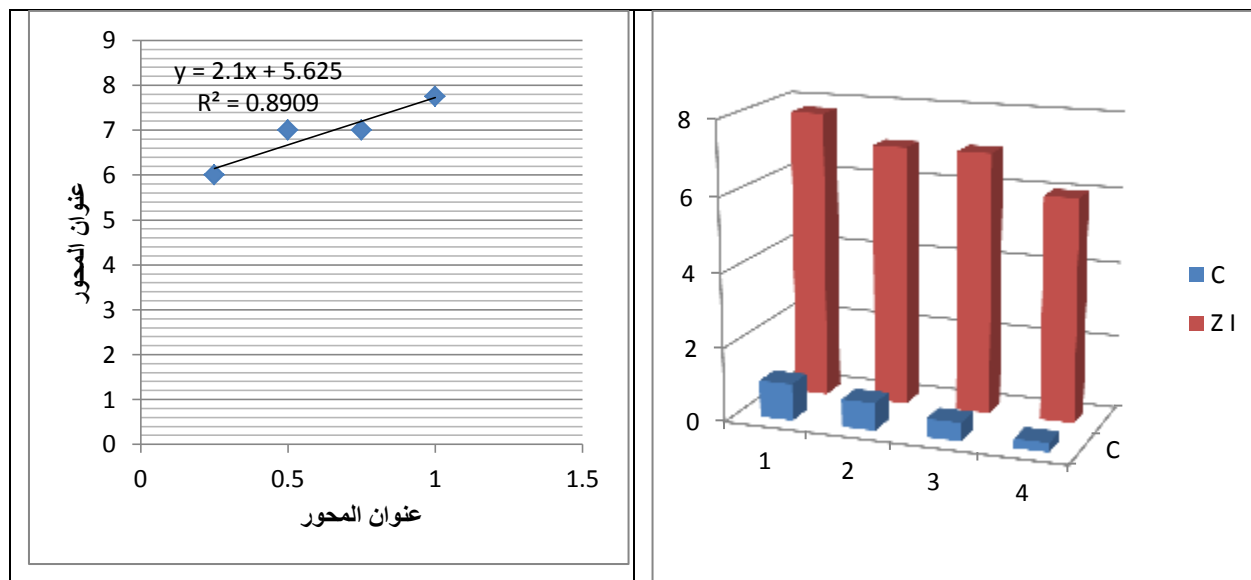
Annexe 06 : test de corrélation entre la concentration utilisée dans l'activité anti bactérienne et la zone d'inhibition observée



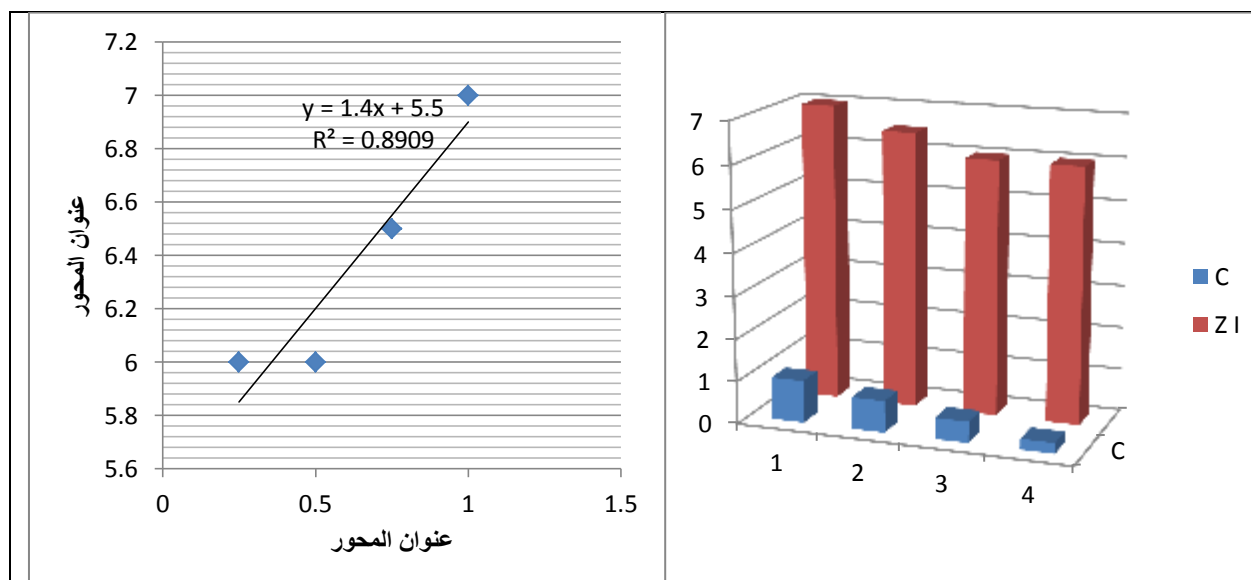
L'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* Fraîche vis-à-vis *P.aeruginosa*



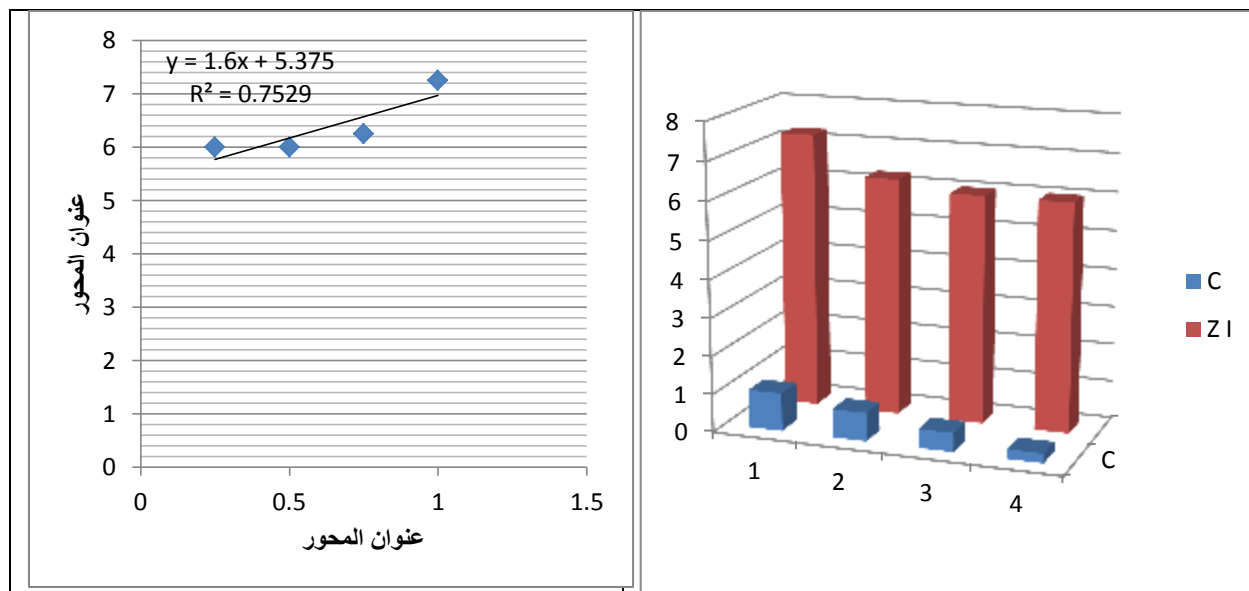
L'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* Fraîche vis-à-vis *E.coli*



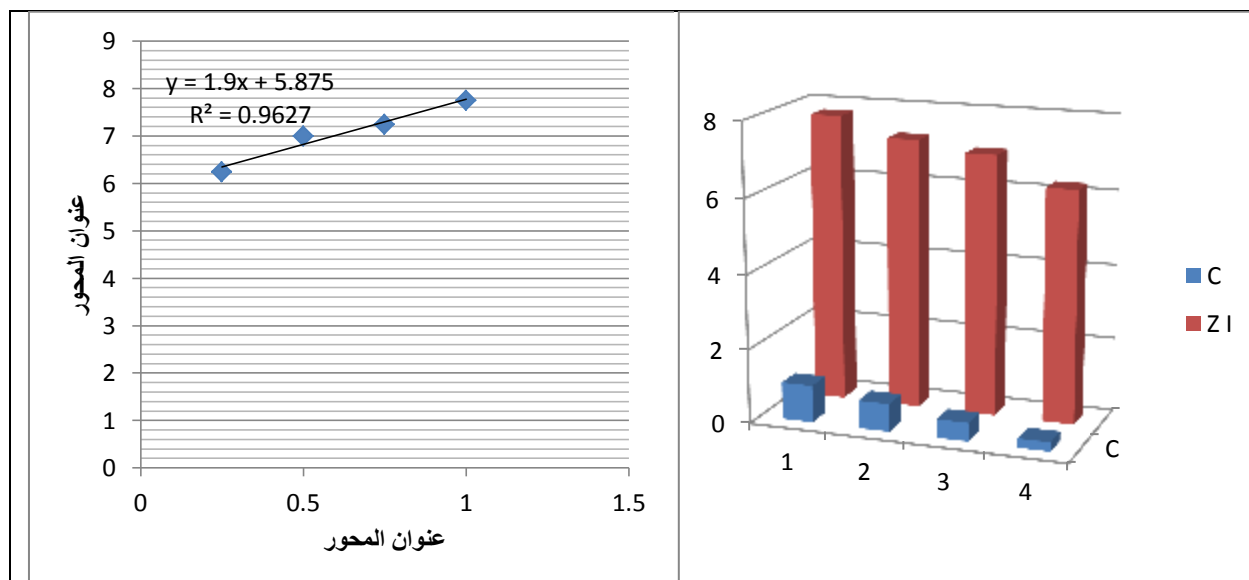
L'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* Fraîche vis à vis *Micrococcus*



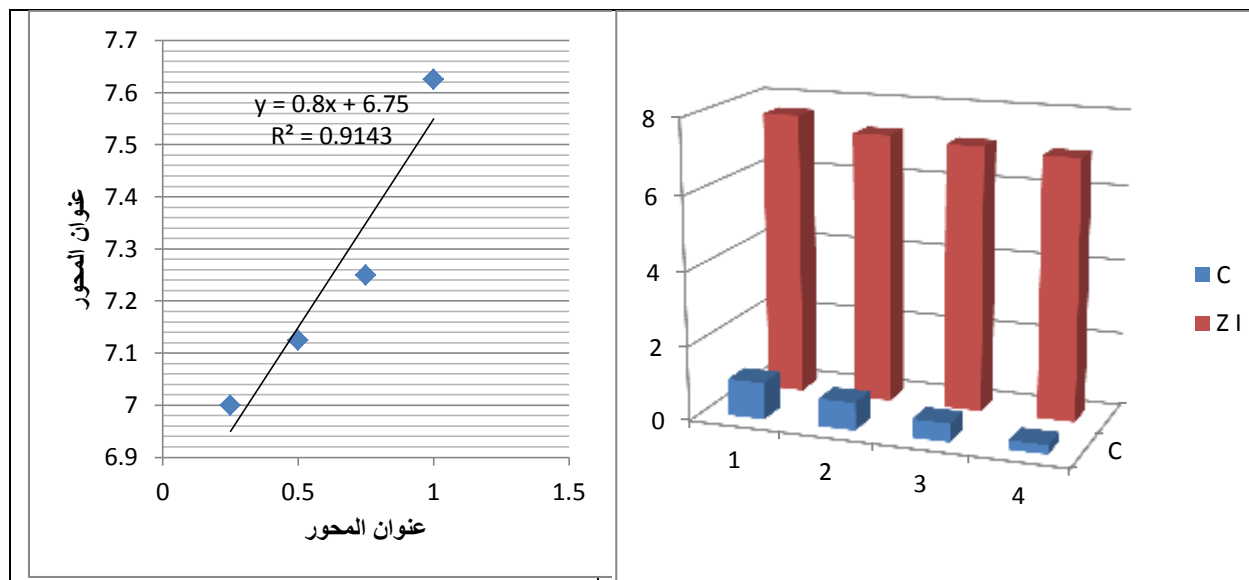
L'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* séché à l'étuve vis-à-vis *S. aureus*



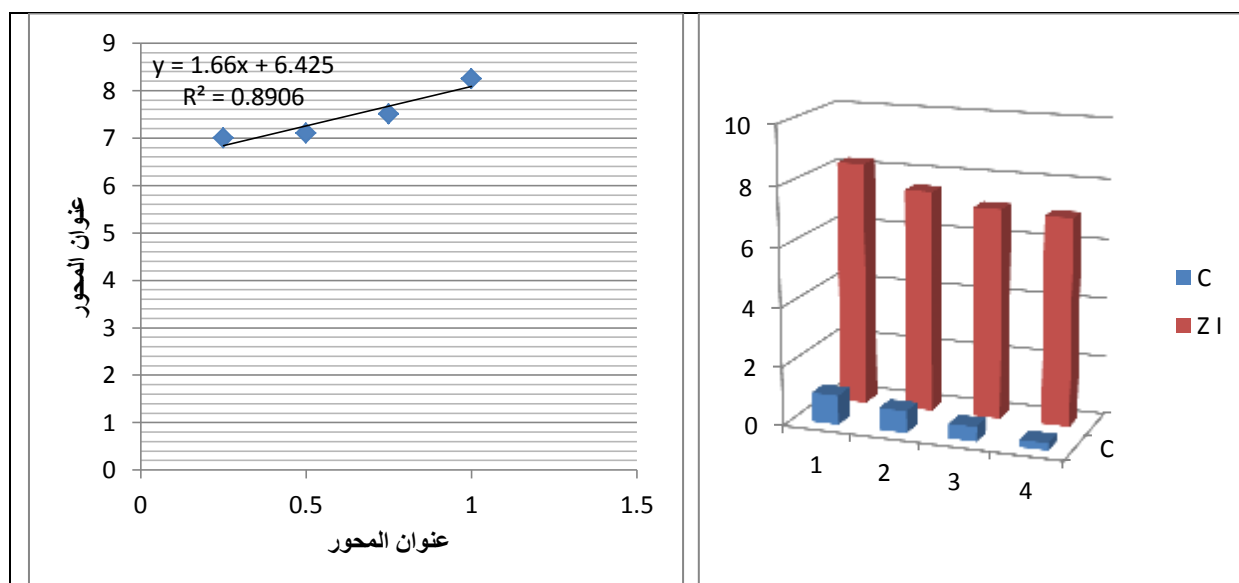
L'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* séché à l'étuve vis-à-vis *Micrococcus*



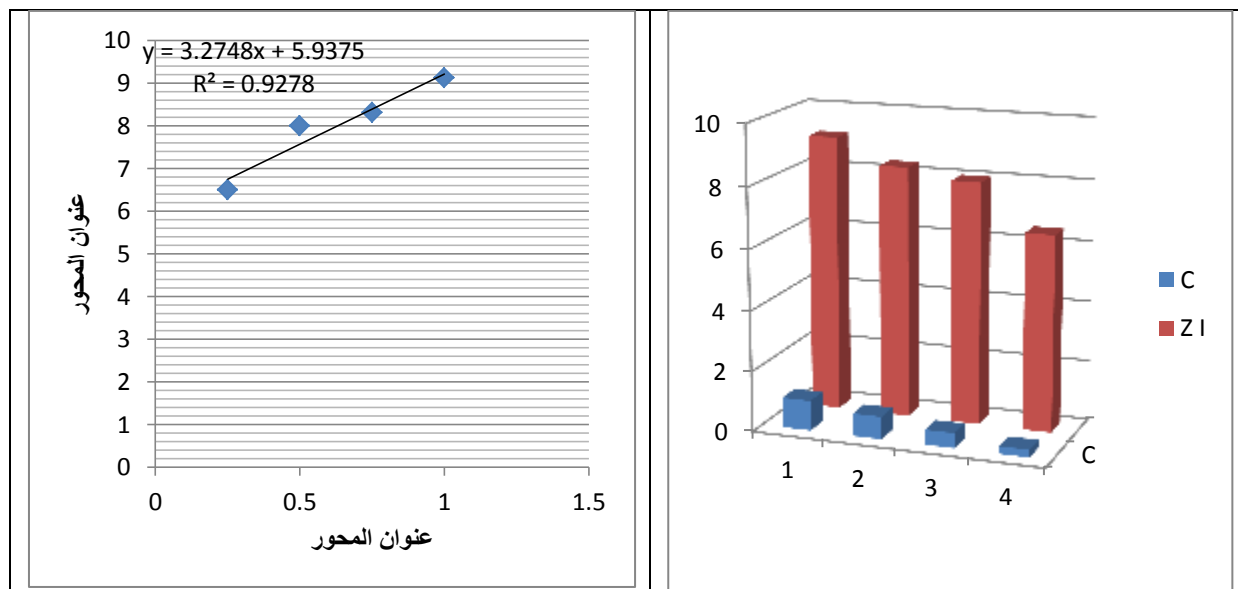
L'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* séché à l'air libre vis-à-vis *E.coli*



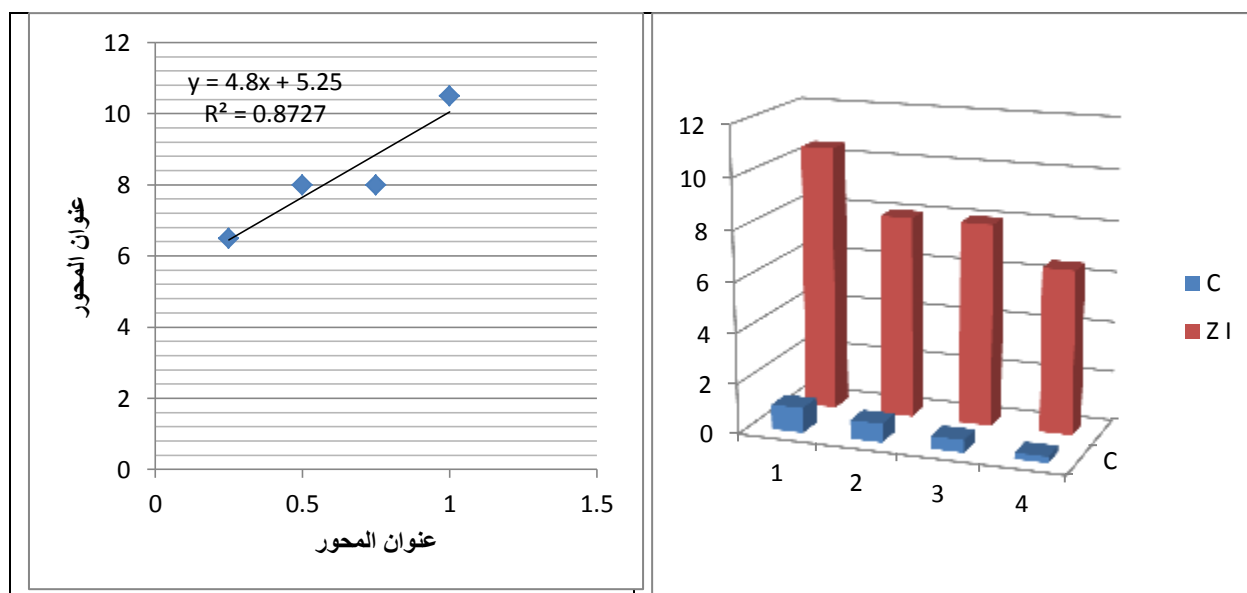
L'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* séché à l'air libre vis-à-vis *S. aureus*



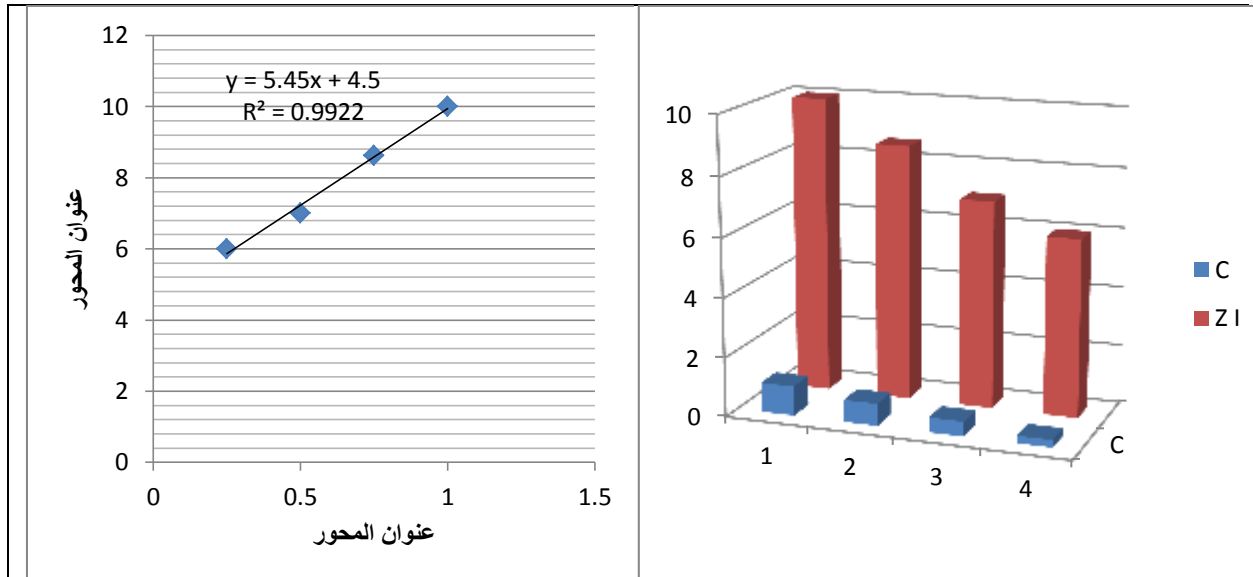
L'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* séché à l'air libre vis-à-vis *Micrococcus*



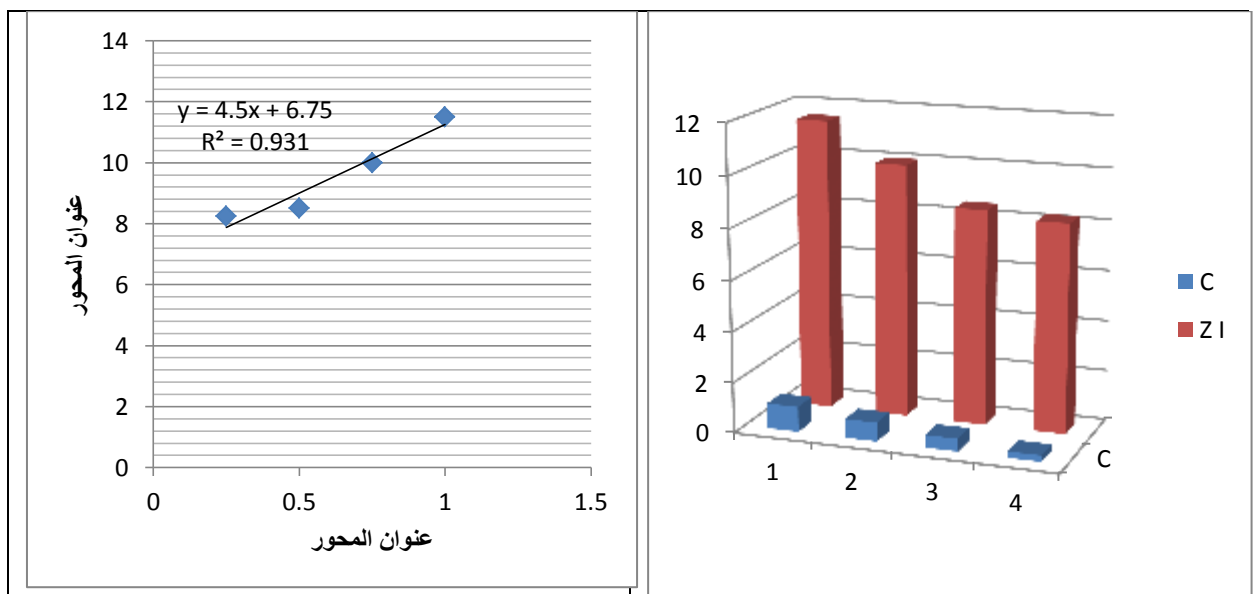
L'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* séché au Séchoir Solaire vis-à-vis *S. aureus*



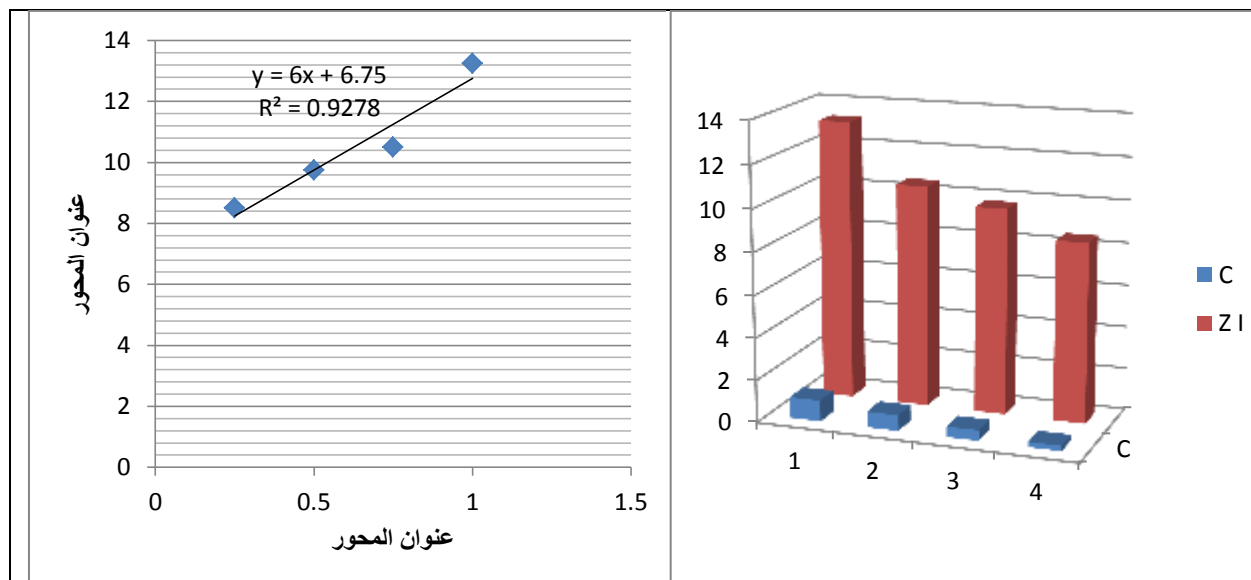
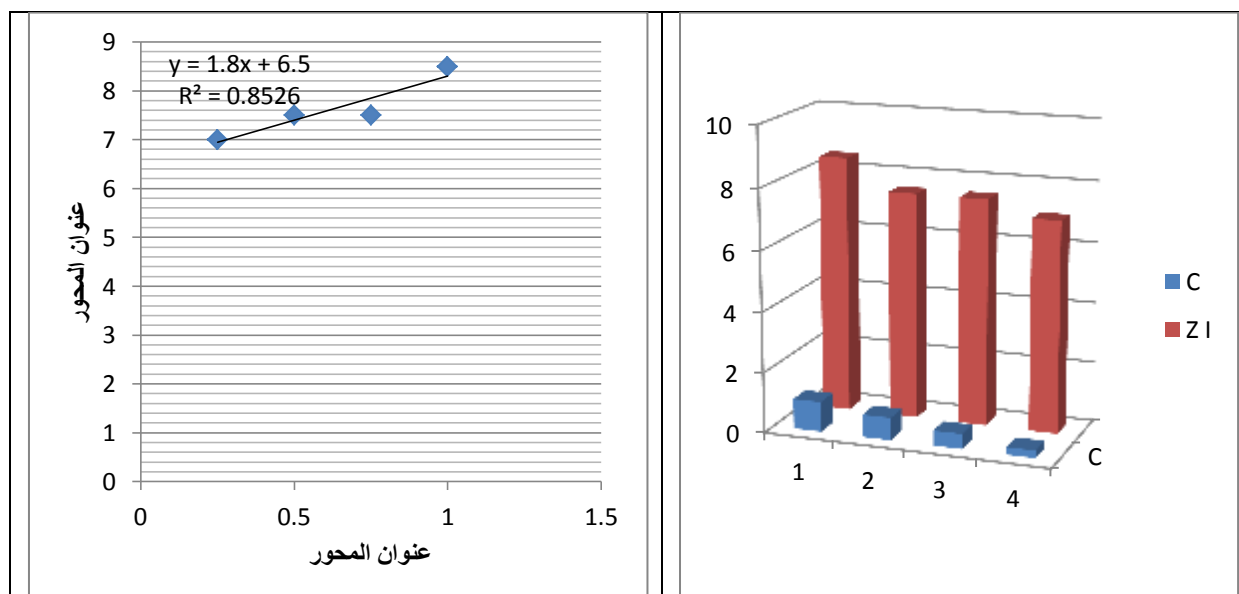
L'activité antibactérienne de l'extrait de l'*Oudneya africana* lyophilisé vis-à-vis *Micrococcus*

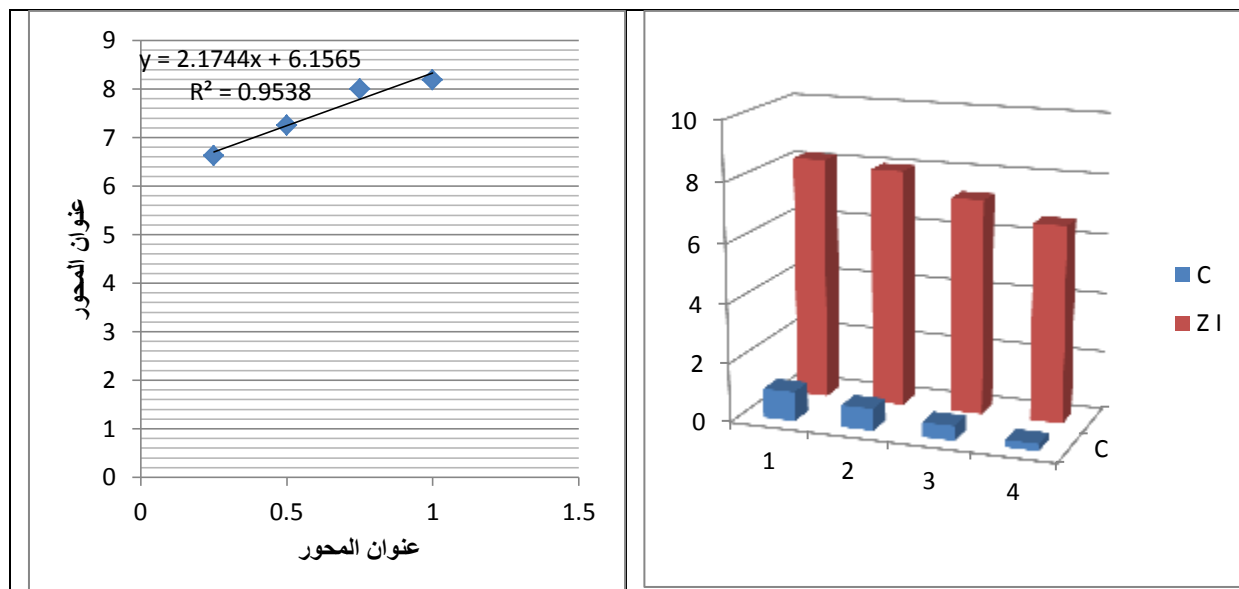


L'activité antibactérienne de l'extrait de *Retama retam* Fraîche vis à vis *P.aeruginosa*

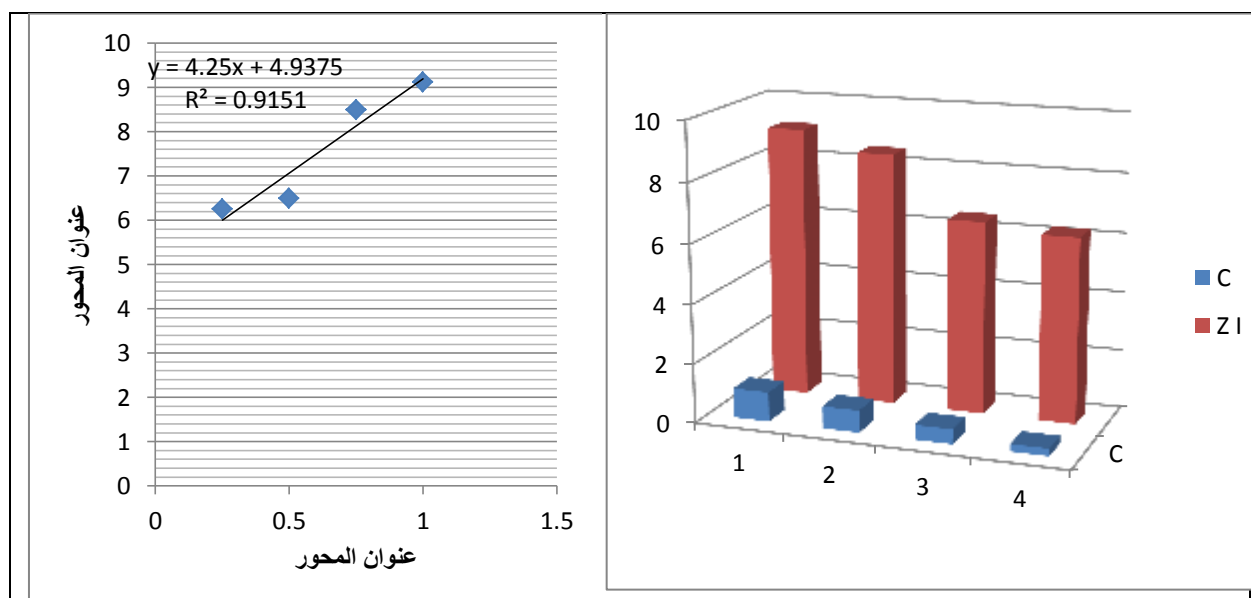


L'activité antibactérienne de l'extrait de *Retama retam* Fraîche vis-à-vis *E.coli*

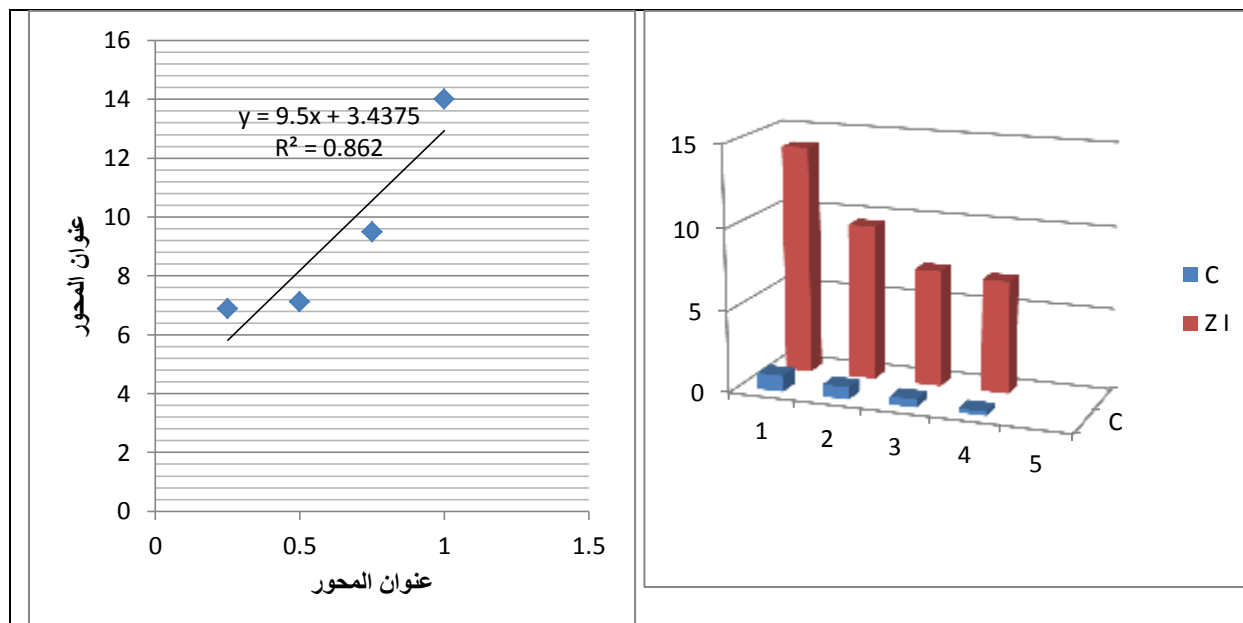
L'activité antibactérienne de l'extrait de *Retama retam* Fraîche vis-à-vis *S. aureus*L'activité antibactérienne de l'extrait de *Retama retam* séché à l'étuve vis-à-vis *Micrococcus*



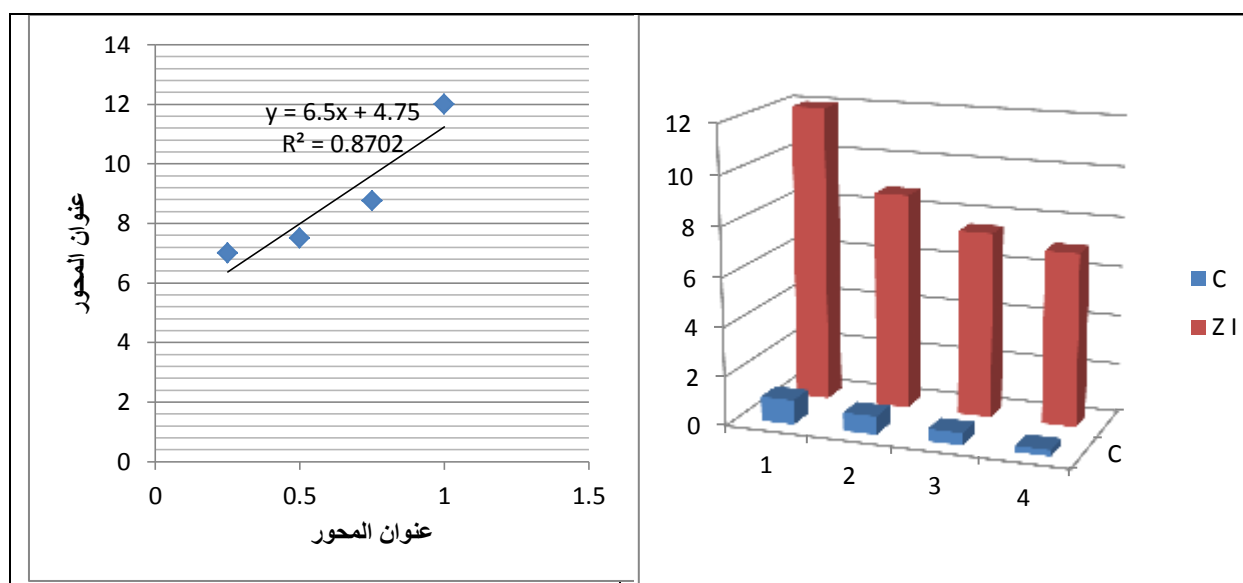
L'activité antibactérienne de l'extrait de *Retama retam* séché à l'air libre vis-à-vis *E.coli*



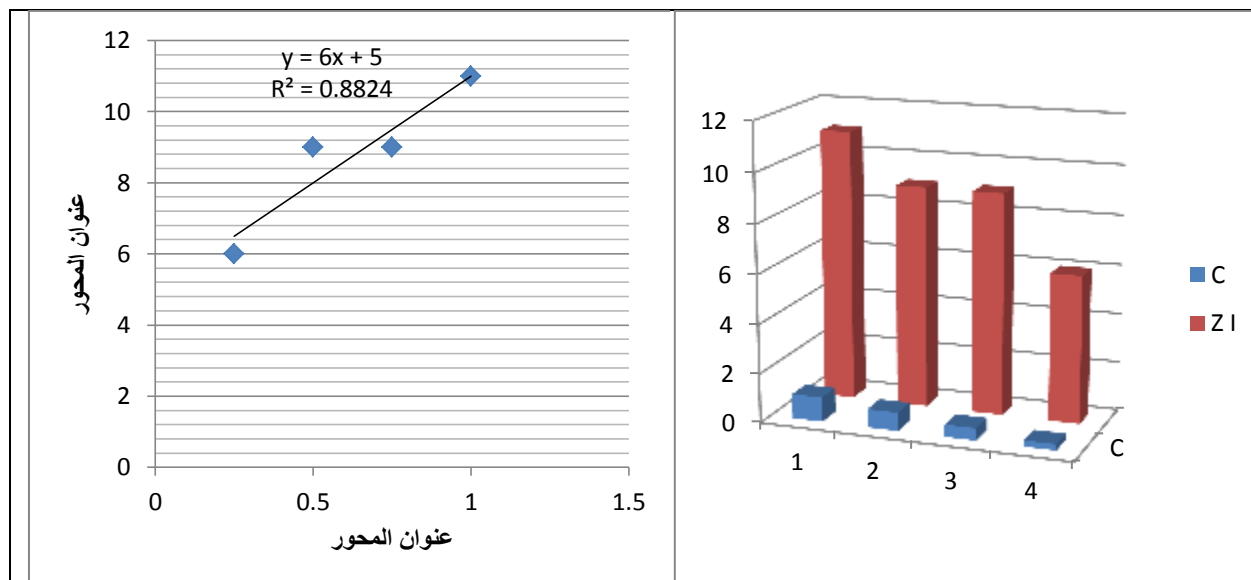
L'activité antibactérienne de l'extrait de *Retama retam* séché à l'air libre vis-à-vis *Micrococcus*



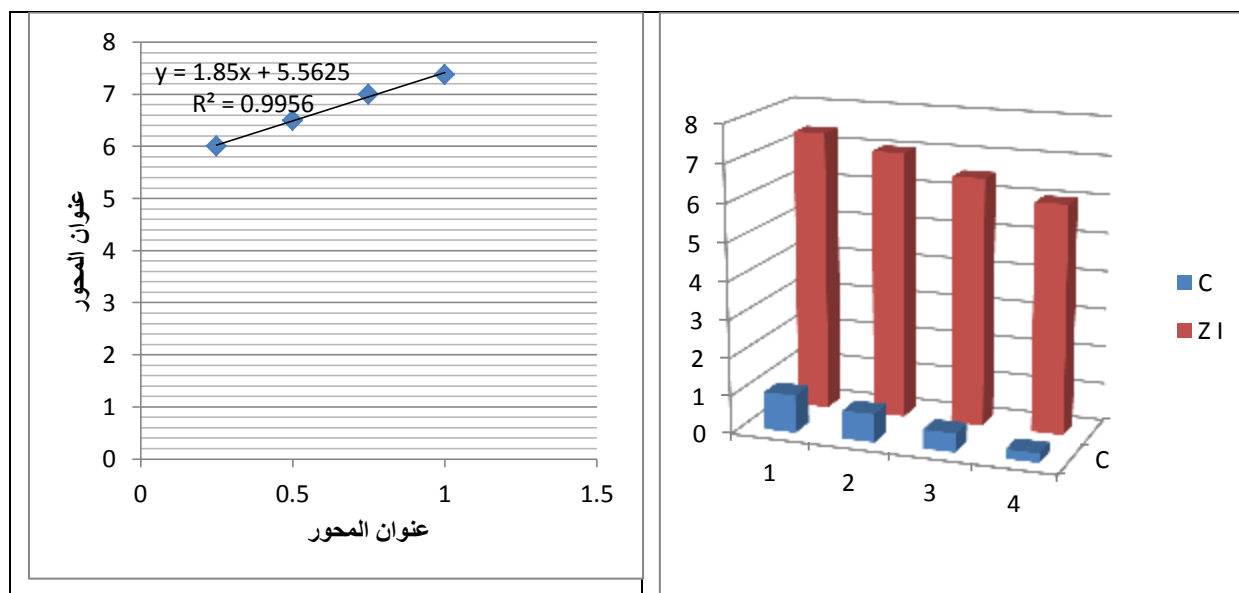
L'activité antibactérienne de l'extrait de *Retama retam* séché au Séchoir Solaire vis-à-vis *Micrococcus*



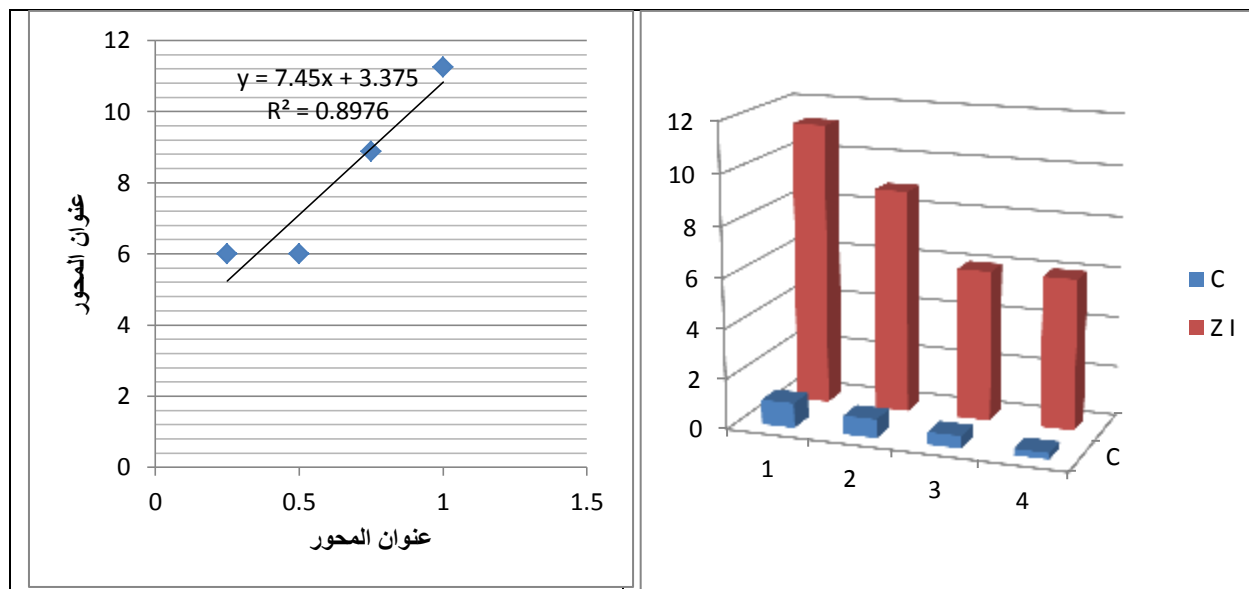
L'activité antibactérienne de l'extrait de *Retama retam* séché au séchoir solaire vis-à-vis *E.coli*



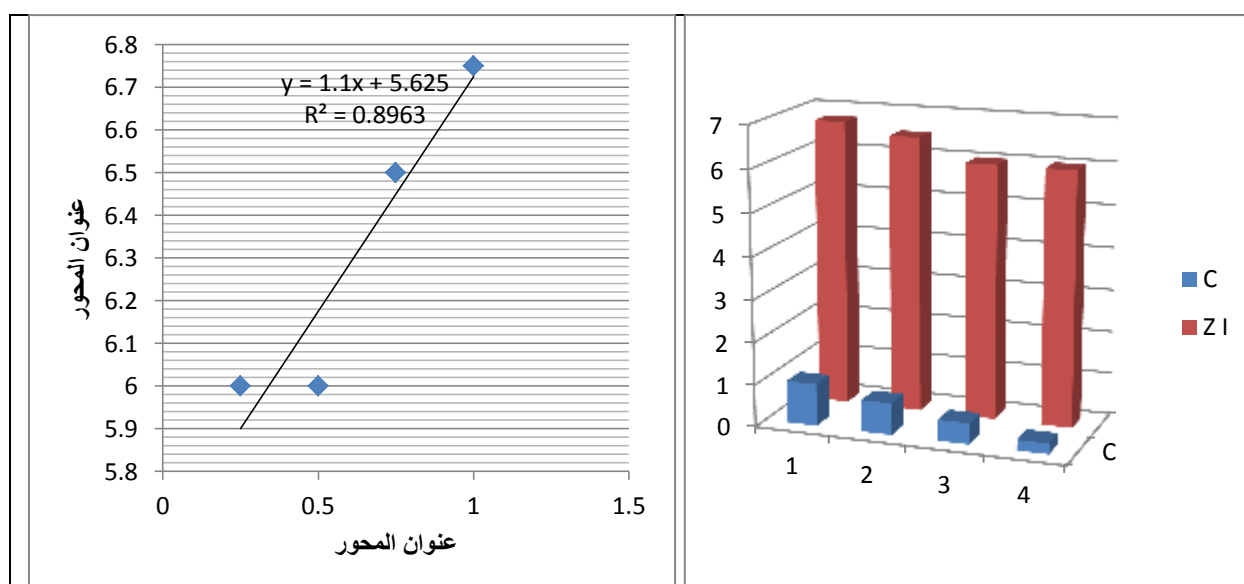
L'activité antibactérienne de l'extrait de *Retama retam* lyophilisé vis-à-vis *P.aeruginosa*



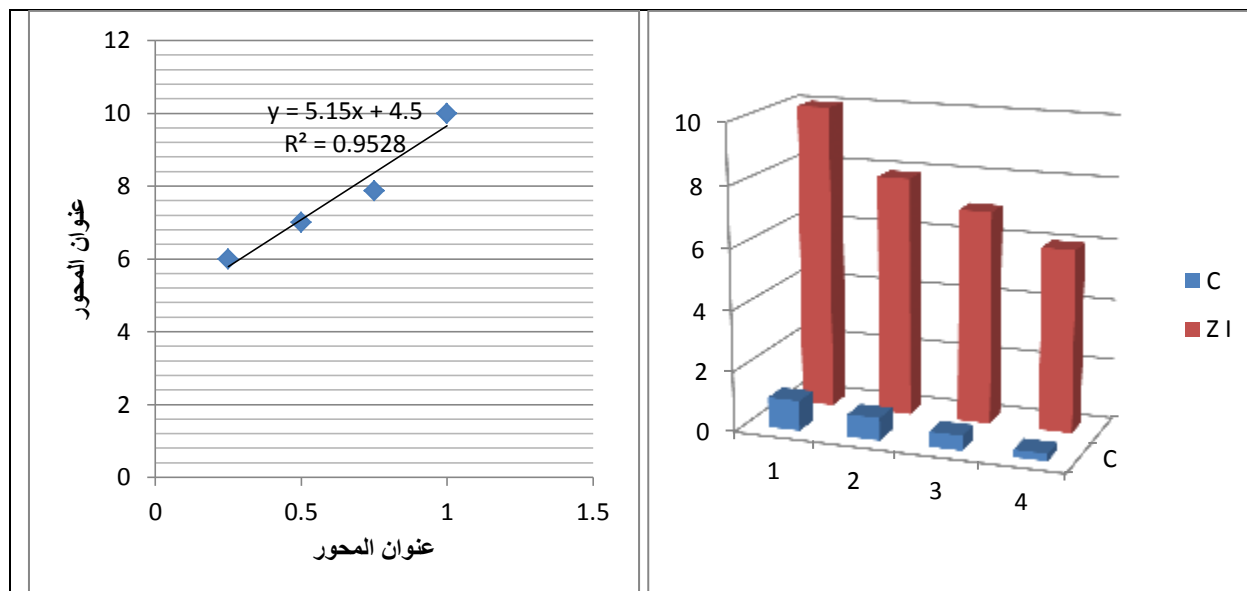
L'activité antibactérienne de l'extrait de *Calligonum comosum* Fraîche vis-à-vis *Micrococcus*



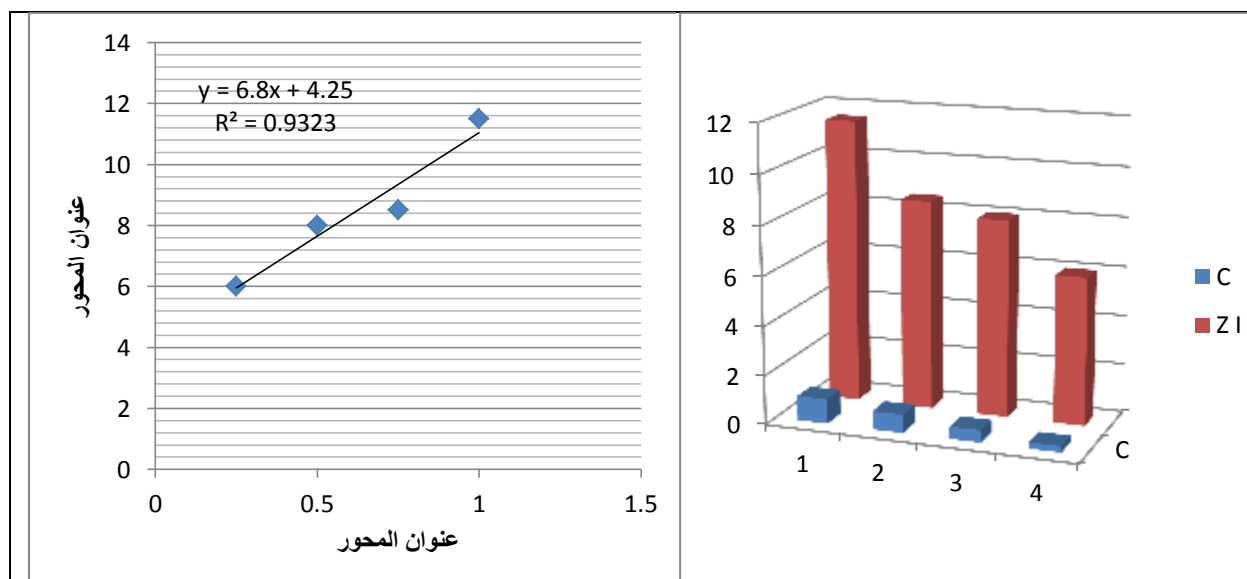
L'activité antibactérienne de l'extrait de *Calligonum comosum* séché à l'étuve vis-à-vis *S. aureus*



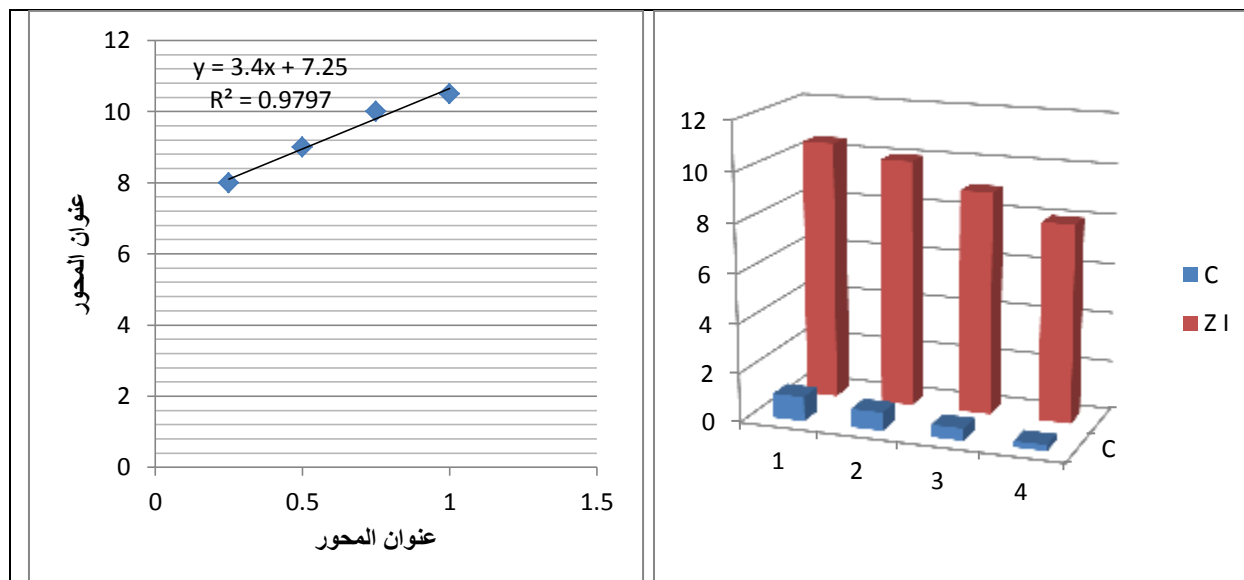
L'activité antibactérienne de l'extrait de *Calligonum comosum* séché à l'étuve vis-à-vis *Micrococcus*



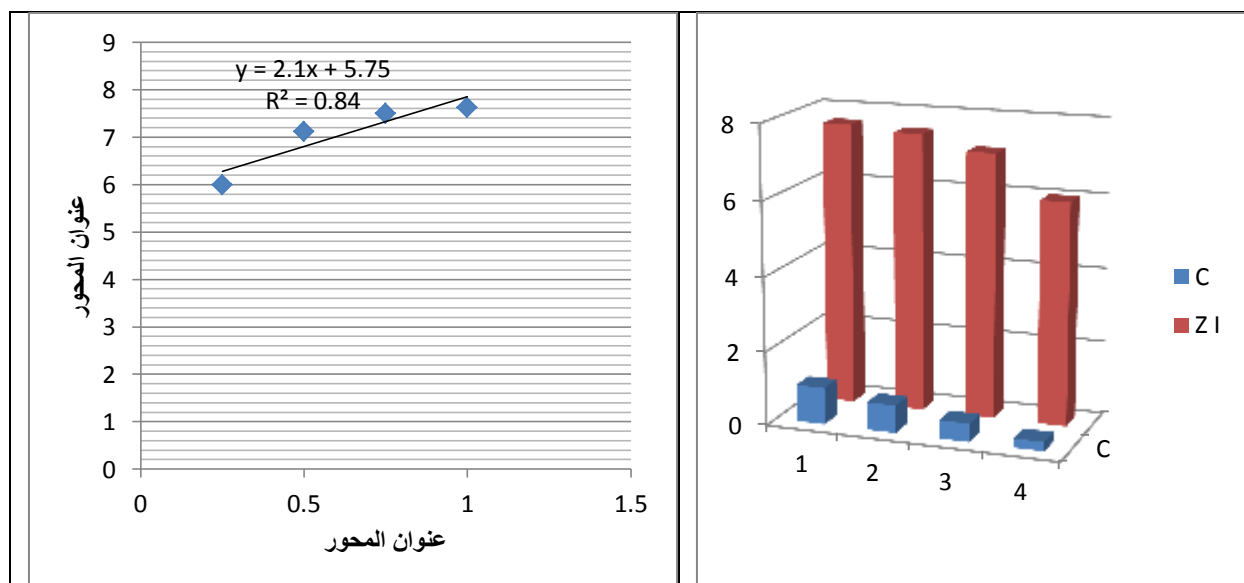
L'activité antibactérienne de l'extrait de *Calligonum comosum* séché à l'air libre vis-à-vis *S. aureus*



L'activité antibactérienne de l'extrait de *Calligonum comosum* séché au Séchoir Solaire vis-à-vis *S. aureus*



L'activité antibactérienne de l'extrait de *Calligonum comosum* séché au Séchoir Solaire vis-à-vis *Micrococcus*



L'activité antibactérienne de l'extrait de *Calligonum comosum* lyophilisé vis-à-vis *S. aureus*

Annexe 7 : Le lyophilisateur



Résumés

Optimisation des conditions de séchage et de conservation de quelques plantes médicinales dans le Sahara septentrional Algérien

Résumé

Le présent travail porte sur la contribution à l'optimisation de l'effet des différents modes de séchage (air libre, étuve, séchoir solaire et lyophilisation en comparaison avec la plante fraîche) de quelques plantes spontanées à caractères médicinales dans le Sahara Septentrional Algérien sur la quantité et la qualité de quelques métabolites secondaires. La détermination du rendement en composés phénoliques a montré la richesse des extraits bruts secs dans tous les modes de séchage réalisés et de couleur varié par rapport à l'échantillon frais. Il y a donc un effet positif du séchage des différentes plantes médicinales étudiées sur les rendements obtenus. Le meilleur rendement d'extraction d'*Asphodelus tenuifolius* qui s'élève à 44,6 % est obtenu lorsque la plante est séchée à l'air libre. Le séchoir solaire a permis l'obtention du meilleur rendement d'extraction de *Calligonum comosum* et *Cotula cinerea* dont les valeurs respectives sont de 31,41% et 23,2%. Les teneurs de 2441,662 mg/ml d'acide ascorbique ; 7,812 mg/ml d'acide gallique et 5,992 mg/ml de rutine sont relevées chez l'extrait de *Calligonum comosum* séchée au séchoir solaire. On a aussi pu détecter 3,469 mg/ml d'acide chlorogénique chez *Cotula cinerea* étuvée. Les extraits de *Aristida pungens* contiennent majoritairement de l'acide caféique (1,081mg/ml) et de la vanilline (4.601mg/ml). La teneur maximale en quercétine de 289,432mg/ml est détectée chez *Haloxylon scoparium* séchée au séchoir solaire. D'après les analyses de l'HPLC, les différents taxons investigués peuvent être classés en deux classes essentielles : l'une riche en polyphénols regroupant *Calligonum comosum*, *Helianthemum lippii*, *Haloxylon scoparium*, *Cotula cinerea* et *Aristida pungens* et l'autre riche en flavonoïdes regroupant *Oudneya africana*, *Calligonum comosum*, *Helianthemum lippii* et *Haloxylon scoparium*. On remarque que le séchoir solaire et la lyophilisation permettent de préserver les métabolites secondaires existants dans les espèces végétales étudiées. On peut ainsi classer *Calligonum comosum*, *Helianthemum lippii* et *Haloxylon scoparium* comme des espèces riches en polyphénols et en flavonoïdes par rapport aux autres espèces investigués. Le dosage spectrophotométrique des polyphénols, des flavonoïdes et des tanins a révélé la présence de 0,96 mg EAG/g MS en polyphénols chez *Oudneya africana* séchée au séchoir solaire et 0,057 mg EQ/g MS et 0,037 mg EAG/g MS en flavonoïdes et en tanins respectivement chez *Calligonum comosum* étuvée. Parallèlement, le séchage au séchoir solaire permet aussi une meilleure extraction des flavonoïdes à partir de *Oudneya africana*, *Calligonum comosum*, *Aristida pungens*, *Helianthemum lippii* et *Asphodelus tenuifolius* et une meilleure extraction des tanins à partir de *Calligonum comosum*, *Haloxylon scoparium*, *Aristida pungens* et *Helianthemum lippii*. Le test de DPPH a révélé la forte activité antioxydante de *Calligonum comosum*, *Haloxylon scoparium* et *Aristida pungens* lorsqu'elles sont étuvées ou séchées au séchoir solaire, les EC₅₀ de leurs extraits sont comprises entre 0,068 mg/ml chez *Haloxylon scoparium* et 1,83 mg/ml chez *Cotula cinerea*. Cette activité anti-radicalaire serait liée à la température de leur dessiccation ne dépassant pas 45°C. Le séchoir solaire et l'étuvage permettent la préservation voire l'augmentation de l'activité anti oxydante des extraits de la majorité des espèces investiguées, traduites par la diminution des EC₅₀. Le séchoir solaire préserve l'activité antibactérienne de la majorité des espèces étudiées, particulièrement contre les souches bactériennes Gram positif (*Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus*). Ces extraits sont cependant moins efficaces contre les souches Gram négatif (*Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli*). Les meilleures zones d'inhibition sont relevées au contact des extraits de *Retama retam* et *Calligonum comosum* séchées selon différents modes et l'extrait de *Oudneya africana* séchée à l'étuve. D'après le test de corrélation appliqué sur les échantillons étudiés, on remarque qu'il y'a une corrélation positive entre la concentration de l'extrait et les diamètres des zones d'inhibition obtenues en présence de la plupart des extraits analysés. D'après les différents résultats obtenus, on peut conclure que le séchoir solaire et l'étuve semblent les plus préservateurs des composés phénoliques et des activités biologiques de toutes les espèces végétales investigués.

Mots clés : plantes médicinales, modes de séchage, polyphénols, flavonoïdes, tanins, activités antioxydante, activité antibactérienne et HPLC.

Optimization of the drying and conservation conditions of some medicinal plants in the Algerian northern Sahara

Summary

The present work deals with the contribution to optimizing the effect of several spontaneous plants with medicinal characteristics in the Algerian Sahara on the drying (free air, oven, solar dryer and lyophilization in comparison with the fresh plant) quantity and quality of some secondary metabolites. The determination of the yield of phenolic compounds showed the richness of the dry crude extracts in all the drying modes carried out and of varied color with respect to the fresh sample. There is therefore a positive effect of the drying of the different medicinal plants studied on the yields obtained. The best extraction yield of *Asphodelus tenuifolius* which amounts to 44.6% is obtained when the plant is dried in the open air. The solar dryer produced the best extraction yield of *Calligonum comosum* and *Cotula cinerea*, with values of 31.41% and 23.2% respectively. The contents of 2441.662 mg / ml of ascorbic acid; 7.812 mg / ml of gallic acid and 5.992 mg / ml of rutin are detected in Solar Dryer-Dried *Calligonum Comosum* Extract. 3.469 mg / ml chlorogenic acid was also detected in parboiled *Cotula cinerea*. The extracts of *Aristida pungens* contain mostly caffeic acid (1.081mg / ml) and vanillin (4.601mg / ml). The maximum quercetin content of 289.432 mg / ml is detected in *Haloxylon scoparium* dried by a solar dryer. According to the HPLC analyzes, the different taxa investigated can be classified into two essential classes: one rich in polyphenols comprising *Calligonum comosum*, *Helianthemum lippii*, *Haloxylon scoparium*, *Cotula cinerea* and *Aristida pungens* and the other rich in flavonoids including *Oudneya africana*, *Calligonum comosum*, *Helianthemum lippii* and *Haloxylon scoparium*. It is noted that the solar dryer and the lyophilization make it possible to preserve the secondary metabolites existing in the plant species studied. *Calligonum comosum*, *Helianthemum lippii* and *Haloxylon scoparium* can be classified as species rich in polyphenols and flavonoids compared to the other species investigated. Spectrophotometric assay of polyphenols, flavonoids and tannins revealed the presence of 0.96 mg EAG / g MS polyphenols in solar dried *Oudneya africana* and 0.057 mg EQ / g MS and 0.037 mg EAG / g MS in flavonoids and in tannins respectively at *Calligonum comosum* steamed. At the same time, solar drying also allows better extraction of flavonoids from *Oudneya africana*, *Calligonum comosum*, *Aristida pungens*, *Helianthemum lippii* and *Asphodelus tenuifolius* and better tannin extraction from *Calligonum comosum*, *Haloxylon scoparium*, *Aristida pungens* and *Helianthemum lippii*. The DPPH test. revealed the strong antioxidant activity of *Calligonum comosum*, *Haloxylon scoparium* and *Aristida pungens* when steamed or dried by solar dryers, the EC₅₀ of their extracts ranged from 0.068 mg / ml in *Haloxylon scoparium* to 1.83 mg / ml in *Cotula cinerea*. This anti-free radical activity is related to the temperature of their desiccation not exceeding 45 ° C. The solar dryer and the steaming allow the preservation or even the increase of the antioxidant activity of the extracts of the majority of the investigated species, translated by the reduction of the EC₅₀. The solar dryer preserves the antibacterial activity of the majority of the species studied, particularly against the bacterial strains Gram positive (*Staphylococcus aureus* and *Micrococcus luteus*). However, these extracts are less effective against Gram-negative strains (*Pseudomonas aeruginosa* and *Escherichia coli*). The best zones of inhibition are found in contact with the extracts of *Retama retam* and *Calligonum comosum* dried according to different modes and the extract of *Oudneya africana* dried in an oven. According to the correlation test applied to the samples studied, it is noted that there is a positive correlation between the concentration of the extract and the diameters of the zones of inhibition obtained in the presence of most of the extracts analyzed. From the various results obtained, it can be concluded that the solar dryer and the oven seem to be the most preservative of the phenolic compounds and the biological activities of all the plant species investigated.

Key words: medicinal plants, drying methods, polyphenols, flavonoids, tannins, antioxidant activities, antibacterial activity and HPLC.