

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE de TLEMCEM
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de l'Univers



Département d'Agronomie

MEMOIRE

Présenté par

HALIMI Khadija

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER

En Agronomie (Technologie des Industries agroalimentaires)

Thème

**Contribution à l'étude phytochimique et physico-chimique des
sols et des eaux d'irrigation de *Zizyphus Lotus*
(cas de la région de Zenata)**

Soutenu le 20/06/2016, devant le jury composé de :

Président	ELHAITOUM Ahmed	M.C.A	Université de Tlemcen
Encadreur	AMRANI Sidi Mohamed	Professeur	Université de Tlemcen
Examineur	LAKEHAL Sarah	M.A.A	Université de Tlemcen

Année universitaire 2015-2016

Contribution à l'étude phytochimique et physico-chimique des sols et des eaux d'irrigation de *Zizyphus Lotus* (cas de la région de Zenata)

Résumé

Notre travail a pour but de caractériser et d'identifier les différentes familles de composés chimiques contenus dans la plante médicinale *Zizyphus lotus* aux niveaux des six parties.

La détermination des teneurs de cette plante en eau et en métabolites secondaires (phénols totaux, tannins et flavonoïdes) ont été effectuées par différentes méthodes de dosage.

Des tests phytochimiques réalisés lors de cette étude sur cette plante, ont permis de caractériser les tannins (condensés et hydrolysables) et les flavonoïdes comme composés chimiques majoritaires. Ces tests ont été suivis par l'extraction sélective des tannins et flavonoïdes pour obtenir des extraits qui serviront à la chromatographie sur couche mince.

Cette CCM nous a permis d'identifier au niveau des tannins quatre composés et au niveau des flavonoïdes cinq composés.

Les résultats de l'analyse physico chimique de l'eau, ont montré que la quantité physico chimique de ces eaux varient d'un point à un autre.

Les échantillons des sols analysés sont identiques, leurs textures présentent néanmoins une caractéristique commune, la présence de limon comme élément le plus souvent, ces limons rendent le sol léger et sensible aux agents de dégradation.

Mots clés : *Zizyphus lotus*, dosage, tests phytochimiques, extraction sélective, tannins, flavonoïdes, CCM, eau, sol, physico chimique.

Liste des photos

Photo 1 : Chromatographie sur couche mince des Tannins responsables de l'action du piégeage du radical DPPH.....**62**

Photo 2 : Chromatographie sur couche mince des Flavonoïdes.....**63**

Liste des cartes

Carte 1 : Situation géographique de la wilaya de Tlemcen.....	17
Carte 2 : La carte géologique de Tlemcen (hydraulique 2014).....	18

Liste des figures

Figure 1: <i>Zizyphus lotus</i> L.....	4
Figure 2: Fruits de <i>Zizyphus lotus</i>	4
Figure 3 : Epine de <i>Zizyphus lotus</i> L.....	4
Figure 4 : Fleur de <i>Zizyphus lotus</i> L.....	4
Figure 5 : Structure générale des flavonoïdes.....	8
Figure 6 : Structure chimique des coumarine.....	10
Figure 7 : Structure générale des émодols.....	10
Figure 8 : Structure chimique des anthocyanes.....	11
Figure 9 : Histogramme des précipitations moyennes mensuelles.....	24
Figure 10 : Répartition saisonnière des précipitations de la station de Zenata.....	25
Figure 11 : Histogramme des températures moyennes mensuelles de la station de Zenata....	26
Figure 12 : Diagramme ombrothermique.....	31
Figure 13 : Climagramme pluviothermique du quotient d'Emberger (Q ₂)	32
Figure 14: Protocole expérimentale.....	35
Figure 15 : Produits végétale épuisé avec 3 solvants.....	36
Figure 16 : Produits végétale épuisé avec l'eau chaude.....	37
Figure 17 : Produit végétale épuisé avec l'éthanol.....	38
Figure 18 : Produit végétale épuisé avec l'éther diéthylique.....	39
Figure 19 : Teneur en eau dans les différentes parties de <i>Zizyphus lotus</i>	48
Figure 20 : Teneur en phénols totaux dans les quatre parties de <i>Zizyphus lotus</i>	52
Figure 21 : Les teneurs des tannins condensés et tannins hydrolysables dans les 4 parties de <i>Zizyphus lotus</i>	53
Figure 22 : Teneurs en tannins dans <i>Zizyphus lotus</i>	54
Figure 23 : Teneurs en composés flavonoidiques (génines libre et hétérosides) dans <i>Zizyphus lotus</i>	54

Liste des tableaux

Tableau 1 : Activités biologiques des composés poly phénoliques.....	12
Tableau 2: Caractéristique de station météorologique choisie pour l'étude.....	22
Tableau 3: Précipitation moyennes mensuelles et moyennes annuelles (en mm).....	23
Tableau 4: Régime saisonnière des précipitations.....	24
Tableau 5: Moyennes des maxima du mois le plus chaud «M» et des minima du mois le plus froid «m».....	25
Tableau 6: Températures moyennes mensuelles et annuelle.....	26
Tableau7: Classification des étages bioclimatiques en fonction des précipitations.....	28
Tableau 8: Classification des sous étages en fonction de «m°C».....	28
Tableau 9: Classification climatique selon l'échelle de Maratonne.....	29
Tableau 10: Le type de climat selon l'indice de Maratonne de la station de Zenata.....	29
Tableau 11: L'indice de sécheresse estivale.....	30
Tableau 12: Les valeurs de Q ₂ obtenus.....	31
Tableau 13 : Mode opératoires de la CCM.....	42
Tableau 14: Résultats des tests phytochimique sur les six parties de <i>Zizyphus lotus</i> par l'épuisement par l'eau.....	49
Tableau 15: Résultats des tests phytochimique sur les six parties de <i>Zizyphus lotus</i> par l'épuisement par l'éthanol.....	49
Tableau 16: Résultats des tests phytochimique sur les six parties de <i>Zizyphus lotus</i> par l'épuisement par l'éther diéthylique.....	50
Tableau 17: Analyse qualitative par CCM des tannins de la tige de <i>Zizyphus lotus</i>	55
Tableau 18: Analyse qualitative par CCM des tannins de la racine de <i>Zizyphus lotus</i>	56
Tableau 19: Analyse qualitatif par CCM des tannins de l'écorce de <i>Zizyphus lotus</i>	56
Tableau 20: Analyse qualitative par CCM des tannins de la pulpe <i>Zizyphus lotus</i>	56
Tableau 21: Les Rf des étalons et leur couleur.....	57
Tableau 22: Analyse qualitative par CCM des flavonoides des quatres parties de <i>Zizyphus lotus</i> par les trois systèmes.....	59
Tableau 23: Analyse qualitatif par CCM des flavonoïdes des 4 parties de <i>Zizyphus lotus</i> par les systèmes approuvé.....	60
Tableau 24: Textures des sols.....	64
Tableau 25 : Valeurs en pourcentage du calcaire total des 3 échantillons.....	64
Tableau 26: Qualification des sols suivent leur teneur en calcaire total (d'après LANO).....	65

Tableau 27: Valeurs en pourcentage de la matière organique.....	65
Tableau 28: Interprétation du niveau de la matière organique.....	65
Tableau 29: pH des sols.....	66
Tableau 30: La gamme des pH des sols.....	66
Tableau 31: Résultats des analyses physico-chimiques de l'eau souterraine.....	69
Tableau 32 : interprétation de la conductivité.....	70

Liste des abréviations

Ac : acide.

°C : degré celsius.

Cm : Centimètre.

CCM : Chromatographie sur couche mince.

D.O : Densité optique.

DPPH : 1-1 diphenyl-2-picrylhydrazyle.

Fe⁺² : Ion ferreux.

Fe⁺³ : Ion ferrique.

FeCl₃ : Chlorure Ferrique.

g : Gramme.

Hcl : Acide Chlorohydrique.

Hgcl₂ : Chlorure de Mercure.

h : heure.

KI : Iodure de potassium.

M : molaire.

m : Mètre.

mg : Milligramme.

MI : Millilitre.

mm : Millimètre.

min : minutes.

µl : microlitre.

nm : nanomètre.

N : normalité.

Nb : Nombre.

Rf : facteur de rétention.

Sol : Solution.

U.V : Ultra violet.

Vol : volume.

% : pourcentage.

GPI : grand périmètre d'irrigation.

CE : Conductivité électrique.

AEP : Alimentation en eau potable.

CMA : concentration maximale admissible.

Remerciements

Je remercie avant tout Dieu le tout puissant et l'unique de m'avoir choisi pour faire des études universitaire et de m'avoir donné le courage et de s'accroché et d'aller jusqu'au bout de mes études.

Je tiens tout d'abord à remercier mon encadreur **Mr. AMRANI Sidi Mohammed**, Professeur à l'université Abou Bakr Belkaid qui m'a apporté une aide ponctuelle mais efficace et qui a su chaque fois me redonner de l'élan pour poursuivre mes travaux de recherche.

Je tiens aussi à remercier **M^{me} LAKEHAL Sara** maitre assistante au département d'agronomie, université Abou Bakr Belkaid qui ma aidé à mieux cerner la problématique d'étude ensuite à tracer le chemin à suivre pour l'étudier en me poussant à me familiariser avec le sujet, je la remercie d'avoir accepté d'évaluer ce travaille et d'être présente parmi nous.

Mr ELHAITOUUM Ahmed maitre de conférences au département d'agronomie, je le remercie pour ses conseils précieux, et pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence du jury.

Mes profond gratitude sont réservés aussi à **Mr SEBAA Boumediene** pour son précieuse aide et son encouragement pour suivre mes étude.

Je remercie tous mes collègues de travaille aux laboratoires d'agronomie en particulier **M^{me} DERAGUI Rafika**.

Toute mon affectation et ma reconnaissance à mes parents, mes frères et sœurs ainsi qu'à mon époux pour m'avoir permis d'en arriver là.

A mes parents, mes frères, mes sœurs,

Mon époux et mes enfants

Tous mes collègues

Table de patière

Introduction.....	01
Etude bibliographique.	
Partie I :	
Chapitre I : Présentation de <i>Zizyphus lotus</i>.....	03
Introduction.....	03
I.1. Caractère botanique de <i>Zizyphus lotus</i>	03
I.2. Aire géographique.....	03
I.3. Classification.....	05
I.4. Culture et sol.....	05
I.5. Récolte.....	05
Chapitre II : La phytochimie de <i>Zizyphus Lotus</i>.....	06
Introduction.....	06
II.1. Métabolisme secondaire.....	06
II.1.1. Les composés phénoliques.....	06
II.1.1.1. Flavonoïdes.....	07
II. 1.1.2 .Tannins.....	08
II.1.1.3. Coumarine.....	09
II.1.1.4. Emodols.....	10
II.1.1.5. Anthocyanosides.....	10
II.1.1.6.Anthraquinones et Anthracenosides.....	11
II.1.2. Activités biologiques des composés poly phénoliques.....	11
II.1.3. Les composés azotés (Les alcaloïdes).....	12
II.1.4. Les composée isoprénoides (Stéroïdes, stérols et terpenoides).....	13
II.1.5 .Les hétérosides (Les saponosides).....	13
II.1.6. L’huile volatile.....	14
II.1.7. Les glucides.....	14
Chapitre III : La phytothérapie de <i>Zizyphus lotus</i>.....	15
Introduction.....	15
III.1. La phytothérapie.....	15
III.2. Propriété thérapeutique de <i>Zizyphus lotus</i>	15
III.2.1. Utilisation traditionnelle de <i>Zizyphus lotus</i>	15
III.2.2. L’effet pharmacologique.....	16

III.2.3. Toxicité de jujubier.....	16
Conclusion.....	16
Partie II :	
Chapitre I : Etude et Analyse de milieu naturel de la wilaya de Tlemcen.....	17
I.1. Situation géographique de la wilaya de Tlemcen.....	17
I.2. Description du milieu physique.....	19
I.2.1. Le cadre géologique.....	19
I. 2.1.1. Le jurassique.....	19
I.2.1.2. Le miocène.....	19
I.2.1.3. Eocène.....	19
I.2.1.4. Les dépôts pliocènes.....	20
I.2.1.5. Le quaternaire.....	20
I.2.2. La pédologie.....	20
I.2.3. Les ressources en eau souterraines.....	21
Chapitre II : Le climat de la wilaya de Tlemcen.....	22
Introduction.....	22
II.1. Présentation de station météorologique.....	22
II.2. Les facteurs climatiques.....	23
I I.2.1. Précipitations P (mm).....	23
II.2.2. Températures.....	25
II.2.3. Les mouvements de l'atmosphère.....	27
II.3. Synthèse bioclimatique.....	27
A. Classification en fonction des précipitations.....	28
B. Classification des ambiances bioclimatiques en fonction des « M » et « m ».....	28
C. L'échelle thermo pluviométrique de Martonne.....	28
D. L'indice de sécheresse estivale (Ise) ou indice xérothermique.....	29
E. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (1953).....	30
F. Quotient pluviométrique d'Emberger (1952).....	31
Conclusion.....	33
Etude expérimentale	
Chapitre I : Etude phytochimique de <i>Zizyphus lotus</i>	34
I.1. Test phytochimique.....	34
I.1.1. Provenance du matériel végétal.....	34
I.1.2. Séchage, broyage et stockage.....	34
I. 1.3. Méthode d'analyse.....	34
I.1.3.1. Détermination de la teneur en eau.....	34
I. 1.3.2. Tests phytochimiques.....	34
Chapitre II : Etude pédologique des sols de <i>Zizyphus lotus</i>	43
II.1. Analyse des échantillons perturbés.....	43
II.2. Analyse granulométrique.....	43

II. 3. Calcaire total.....	44
II. 4. Acidité du sol.....	45
II.5. La matière organique.....	45
Chapitre III : Etude de la qualité de l'eau d'irrigation.....	46
III.1. Mode de prélèvement.....	46
III.2. Analyses physico- chimiques.....	46
III.2.1. Température.....	46
III.2.2. pH.....	46
III. 2.3. Conductivité.....	46
III.2.4. Oxygène dissous.....	46
III.2.5. Les nitrates.....	46
III.2.6. Les nitrites.....	47
III.2.7. La matière en suspension.....	47
III.2.8. Salinité.....	47
Résultats et discussions	
Chapitre I : Les résultats et discussions de l'étude phytochimique.....	48
Introduction.....	48
I.1.Teneur en eau.....	48
I.3. Tests phytochimiques.....	49
I.4. Dosage des phénols totaux.....	51
I.5. Extraction sélective.....	53
I.6. Analyse qualitative de Zizyphus lotus.....	54
I.6.1. Chromatographie sur couche mince des tannins.....	54
I.6.2. Chromatographie sur couche mince des flavonoïdes.....	57
Chapitre II : Interprétation des résultats des analyses pédologique du sol.....	64
II.1. Analyse granulométrique.....	64
II.2. Analyses chimiques.....	64
II. 2.1. Calcaire totale (CaCO ₃).....	64
II. 2.2. La matière organique (M.O).....	65
II. 2.3. Le potentiel Hydrogène (pH) du sol.....	66
Conclusion.....	67
Chapitre III : Interprétation des résultats des analyses physico-chimiques de l'eau souterraine (eau de puits).....	68
III.1. Irrigation de jujubier.....	68

III.2. La qualité de l'eau d'irrigation.....	68
III.2.1. Les paramètres organoleptiques de l'eau souterraine.....	69
III.2.2. Les paramètres physico-chimiques de l'eau souterraine.....	69
III.2.2.1. La température.....	69
III.2.2.2. Le potentiel d'hydrogène (pH).....	70
III.2.2.3. La matière en suspension.....	70
III.2.2.4. Conductivité.....	70
III.2.2.5. La salinité.....	71
III.2.2.6. Oxygène dissous.....	71
III.2.2.7. Les nitrates.....	71
III.2.2.8. Les nitrites.....	72
Conclusion.....	72

Conclusion

Introduction Générale

La survie et la reproduction de toutes les espèces animales dépendant essentiellement :

- ✚ De l'abondance et de la qualité de la nourriture ;
- ✚ De leur état de santé et de leur bien-être ;
- ✚ Des conditions de l'environnement.

Ainsi, pour les animaux, le maintien de leur santé et la recherche de leur bien être figure au rang de leur principale occupation. Ils utilisent intuitivement ou instinctivement des plantes non seulement pour se nourrir mais aussi pour se soigner et l'homme n'échappe pas à cette règle.

Depuis toujours les plantes ont constitué la source majeure de médicament grâce à la richesse de ce qu'on appelle le métabolisme secondaire, celui-ci produit des molécules variées permettant aux plantes de contrôler leur environnement animal et végétal.

Parmi les milliers de molécules produites par métabolisme, l'Homme sélectionne celles qui lui permettent de se défendre contre les agressions d'autres organismes vivants pathogènes (champignons, bactéries, virus ...) et de corriger ses troubles métaboliques.

A l'heure actuelle, les plantes sont encore le premier réservoir de nouveaux médicaments (**Fouché & al., 2000**), notre choix s'est porté sur le genre *Zizyphus lotus* (jujubier des Lotophages ou jujubier de Berbérie) appartenant à la famille des **Rhamnacées** largement utilisé par la médecine traditionnelle, afin de soigner :

- ✚ Les diarrhées et les douleurs du rhumatisme (**De la Pradilla., 1979**) ;
- ✚ Les irritations de gorge et de broncho-pulmonaire (**Bonnet., 2001**) ;
- ✚ Et aussi, il agit en faveur de ses propriétés anti-inflammatoire, anti-hypertensives, antidiabétiques (**De la Pradilla., 1979**).

Malheureusement, très peu d'informations scientifiques sont disponibles sur cette espèce.

Le but de ce travail :

- ✚ Caractériser et d'identifier les différentes familles de composés chimique contenues dans cette espèce ;
- ✚ Etude de la qualité physicochimique des sols de *Zizyphus lotus* et de l'eau d'irrigation de son entourage à travers l'analyse des paramètres qualitatifs et

quantitatifs, notamment ; la salinité des eaux, le pH hydrique et édaphique, le taux de la matière organique et la granulométrie des sols

Afin de répondre à ces préoccupations et d'atteindre nos objectifs, nous avons tracé le suivant plan:

- ❖ Une synthèse bibliographique sur *Zizyphus lotus* :
 - ✚ Partie I
 - Chapitre I : Présentation de *Zizyphus lotus*
 - Chapitre II : La phytochimie de *Zizyphus Lotus*
 - Chapitre III : La phytothérapie de *Zizyphus lotus*
 - ✚ Partie II
 - Chapitre I : Etude et Analyse de milieu naturel de la wilaya de Tlemcen
 - Chapitre II : Le climat de la wilaya de Tlemcen
- ❖ Une partie expérimentale dans laquelle nous présentons
 - Chapitre I : Etude phytochimique de *Zizyphus lotus*
 - Chapitre II : Etude pédologique des sols de *Zizyphus lotus*
 - Chapitre III : Etude de la qualité de l'eau d'irrigation
- ❖ Une partie d'interprétation des résultats
 - **Chapitre I** : Les résultats et discussions de l'étude phytochimique
 - **Chapitre II** : Interprétation des résultats des analyses pédologique du sol
 - **Chapitre III** : Interprétation des résultats des analyses physico-chimiques de l'eau souterraine (eau de puits)
- ❖ Conclusion.

Synthèse bibliographique

Introduction

Le genre *Zizyphus lotus* qui existe dans les régions tempérées des deux hémisphères, est représenté par près de soixante-cinq espèces différentes.

Le « *Zizyphus lotus* » appelé également « jujubier des Lotophages » ou « jujubier de Berbérie » pousse sur les rives Sud de la méditerranée jusqu'au Afghanistan et surtout en Afrique.

Le « *Zizyphus lotus* » est encore cultivé en Sicile et dans le Sud du Portugal de l'Espagne, il est utilisé comme porte greffe du *Zizyphus jujuba* ou en buisson épineux pour former des haies défensives, il est très bien adapté à son milieu naturel et supporte des conditions sévères de sécheresse, il donne de petits fruits appelé : jujube (Bayer & al ., 2001) ; (Johnston., 1963).

I.1. Caractère botanique de *Zizyphus lotus*

C'est un arbrisseau de 1 à 3 m de hauteur, très épineux, à feuilles caduques, courtes, ovales, robustes, pales en dessous et elles sont plus ou moins elliptiques, 1 à 2 cm de long, 7 mm de large, un peu coriaces, brillants dessus. Les branches sont gris blanc poussant en zig-zag.

Fruit drupe, brun jaune sphérique de 1 à 1.5 cm de long, il est comestible mais de gout un peu fade avec un noyau osseux (Bayer et al ., 2001).

I.2. Aire géographique

Il est cultivé dans le Sud du Portugal, de l'Espagne en Sicile, en Grèce et surtout en Afrique, c'est le jujubier de Tunis (Bayer & al ., 2001).



Figure 1: *Zizyphus lotus* L. (Web.1)



Figure 2: Fruits de *Zizyphus lotus* L. (Web.1)



Figure 3 : Epine de *Zizyphus lotus* L.



Figure 4 : Fleur de *Zizyphus lotus* L. (Web.1)

I.3. Classification

Selon Bonnet., (2001), la classification de *Zizyphus lotus* est représentée comme suit :

Règne : Végétal ;

Embranchement : Spermaphytes ;

Sous embranchement : Angiospermes ;

Classe : Dicotylédone ;

Sous classe : Dialypétales ;

Série : Isostemones ;

Ordre : Celastrales ;

Famille : Rhamnacées ;

Genre : *Zizyphus* ;

Genre espèce : *Zizyphus lotus*.

I.4. Culture et sol

Ce genre, il ne peut guère se cultiver que sous le climat méditerranéen car malgré sa floraison tardive, il supporte fort les gelées printanières, il pousse bien en sol sec et léger, mais il redoute l'argile et l'humidité.

Le jujubier n'a pas besoin d'être taillé, il est de croissance lente, la fructification commence dès la 4^{ème} année, l'arbre est en plein rendement vers de quinze ans, il est très productif lorsqu'il reçoit des arrosages copieux, pendant l'été (**Bonnet., 2001**).

I.5. Récolte

Les jujubes sont complètement mure en septembre - octobre, ils ont une couleur d'abord verte puis jaune enfin brun jaune à la maturité. Ils supportent parfaitement les transports (**Bonnet., 2001**).

Introduction

L'étude phytochimique permet la détection des classes de composés existants dans les différents organes de la plante (racine, tige, écorce, pulpe, feuille, noyau).

Les substances actives des plantes médicinales sont de deux types :

- ✓ Les produits du métabolisme primaire indispensables à leur vie (**Van gansen & Alexandre., 1997**).
- ✓ Les produits du métabolisme secondaire qu'est une exclusivité du monde végétal, ces substances ne paraissent pas essentielles à la vie de la plante (**Fouché & al., 2000**).

La mise en évidence s'effectue par des tests phytochimique réalisés sur les extraits déjà préparés et qui sont basés sur :

- ✓ Essais de solubilité, notamment dans l'éthanol, l'eau et l'éther diéthylique.
- ✓ Réaction de coloration et de précipitation.
- ✓ Examen en lumière ultraviolette (**Van gansen & Alexandre., 1997**).

II.1. Métabolisme secondaire

Les métabolites secondaires représente le deuxième type de substances actives rencontrées dans les végétaux, ils sont parfois toxiques susceptible de provoquer des effets indésirables sur l'organisme vivant, (**Marquet & Hambuchers., 2000**).

Les métabolites secondaires regroupent plusieurs familles de composés chimiques qui sont :

II.1.1. Les composés phénoliques

L'élément structural qui les caractérisent est la présence d'au moins d'un noyau benzénique auquel est lié directement un groupement hydroxyle, libre ou engagé dans une autre fonction : Ether, ester ou hétéroside (**Hmslane., 1995**).

Ils sont facilement dégradables et les températures élevées favorisent leur oxydation (Brunetton., 1999). Ils sont en générale anti-inflammatoires, anti-oxydants et/ou antiseptiques (**Wiseman & al., 1998**). Il se pourrait que la plante les produisent pour se prémunir des insectes phytophages (**Harris & Bruns., 1970 & 1973 ; Dreyer & al., 1981**).

Ils ont également un pouvoir micro biocide dans des caries dentaires et des infections des gencives.

Les poly phénols interviennent dans la qualité alimentaire des fruits notamment coloration et saveur (**Dubois & al., 1977**).

II.1.1.1. Flavonoïdes

Le terme flavonoïde désigne une très large gamme de composés naturels appartenant à la famille des poly phénols (**Marfak., 2003 ; Medic-Sarié & al, 2003**).

On trouve les flavonoïdes dans de nombreuses plantes, il s'agit de pigments quasiment universels des végétaux presque toujours hydrosolubles, on les trouve dissouts dans la vacuole à l'état d'hétérosides.

Ce groupe est très important et très étendu, il comprend des composés de couleur jaune ou blanche aux niveaux des fleurs et des fruits (**Brunetton., 1999 ; Guignard., 2000**). Il compte aussi des composés de couleur variée (bleu, rouge) ou même incolore (**Nultsh., 1969 ; Richter., 1993 ; Guignard., 1996**).

Selon **Meddelton., (2000)**, on les divise habituellement en 6 grandes classes :

1. Flavonols : catéchine ;
2. Anthocyanidines : cyanidine, pelargonidine ;
3. Flavones : apigénine, diosmine, butéoline ;
4. Flavonones : naringénine, naringine, hespéritine, hespéridine ;
5. Chalcones : phlorétine, phloridzine ;
6. Flavonols : quercétine, Keemphérol, myricétine, fisétine.

Les flavonoïdes possèdent le même élément structural de base qui est un squelette de 15 atomes de carbones constitués de deux cycles benzénique reliés par un cycle de trois carbones (**Framcene & al., 2002 ; Gayon., Brunetton., 1999**).

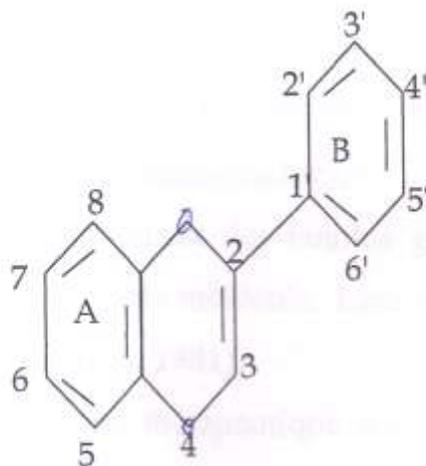


Figure 5 : Structure générale des flavonoïdes (Framcene & al., 2002).

Leurs propriétés médicinales sont importantes, antioxydantes, les flavonoïdes permettent une bonne circulation sanguine (Paris & Hrabiele., 1981), certains sont anti-inflammatoires ou antiviraux ils permettent de protéger le foie.

L'hésperidine et la rutine renforcent les parois capillaires, les isoflavones ont des effets oestrogéniques qui peuvent se révéler efficace dans les troubles de la ménopause (Brunetton., 1999).

Enfin, ces poly phénols associés à d'autres molécules constituent des principes actifs de plusieurs médicaments (Remsev., Brunetton., 1999).

Selon Macuik & al., (2003), les flavonoïdes les plus réponsus dans les feuilles de *Zizyphus lotus* sont : la rutine, 3'-5'-diglucosylphloretin et le quercetol 4'-O- α -L-rhamnopyranosyl (1 \rightarrow 6)- β -D-glucopyranoside.

II. 1.1.2 .Tannins

Les tannins sont des substances poly phénoliques de structure variée ayant la propriété de tanner la peau (Nahrstedt & Butter Week., 1997), ils sont à l'origine de la sensation d'astringences (Dubois & al., 1977).

On distingue habituellement chez les végétaux supérieurs deux groupes de tannins différents par leurs structure aussi bien que par leur origine bioénergétique.

❖ Tannins hydrolysables :

Ce sont des oligo ou des polyesters d'un sucre et d'un nombre variable de molécule d'acide phénolique.

Le sucre est généralement le glucose et l'acide phénolique, il est soit l'acide gallique dans le cas des tannins gallique, soit l'acide hexasydroxydiphénique (HHDP) et ses dérivés d'oxydation dans le cas des tannins ellagiques (**Brunetton., 1999**).

❖ Tannins condensés ou pro anthocyanidols :

Ils se diffèrent fondamentalement des tannins galliques et ellagiques car ils se possèdent pas des sucres dans leur molécule. Leur structure est voisine de celle des flavonoïdes (**Paris & Hurabielle., 1981**).

Les tannins sont utilisés en thérapeutique sous forme de dérivés synthétique hydrosoluble (**Bahorun., 1995**).

Les tannins favorisent la régénération des tissus en cas de blessures superficielles ou de brûlures. De plus, ils ont un effet antiseptique, antibactérien et antifongique. Ils jouent un rôle d'inhibiteur enzymatique (**Brunetton., 1999**).

II.1.1.3. Coumarine

Se sont des substances naturelles aromatique oxygénées, dont les dérivés sont utilisés en médecine comme anticoagulants, se sont des anti vitamines K (**Tschudi & al., 1997**). Ils sont considérés en premier approximation comme étant des lactones des acides O-hydroxy-Z-cinamiques. Ce sont des dérivés de la benzo α -pyrone (**Gabor., 1980**).

Leurs propriétés sont très diverses, les plus connus : vasodilatateur, fluidification du sang et effets bénéfiques en cas d'infections cutanées.

Les coumarines sont plus répandues dans le règne végétal et elles possèdent des substitutions (OH ou OCH₃) en position 6 et 7 (**O'Kennedy & Thornes., 1997**).

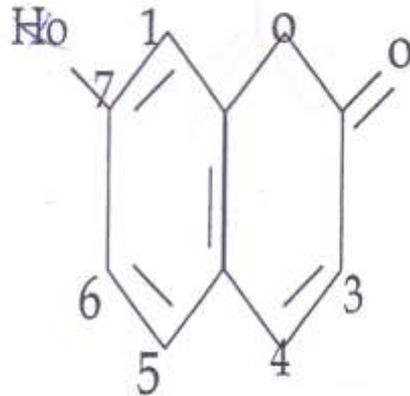


Figure 6: Structure chimique des coumarines (O’Kennedy & Thornes., 1997).

II.1.1.4. Emodols

Les emodols sont des dérivés hydroxyanthracénique de structure générale :

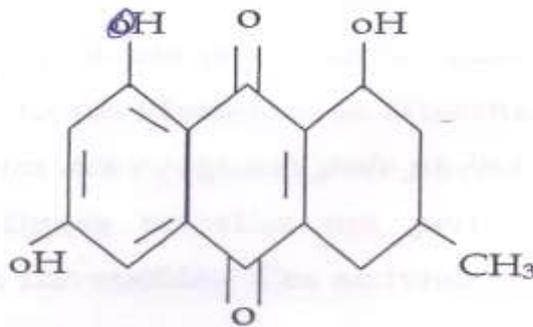


Figure 7: Structure générale des émodols (Brunetton., 1999).

Ils existent dans la plante sous forme d’hétérosides, les oses de ces hétérosides sont banals : glucose plus rhamnose, la avec la structure de base engage l’hydroxyde phénolique en 8 ou en 6 (Brunetton., 1999).

II.1.1.5. Anthocyanosides

Les anthocyanosides sont des pigments qui donnent aux fleurs et aux fruits leur teinte bleu, rouge, mauve ou orange (Harbone., 1967) ; (Brouillard., 1993).

Ces pigments représentent des signaux visuels qui attirent les animaux pollinisateurs : insectes, oiseaux... (Brouillard & al., 1997).

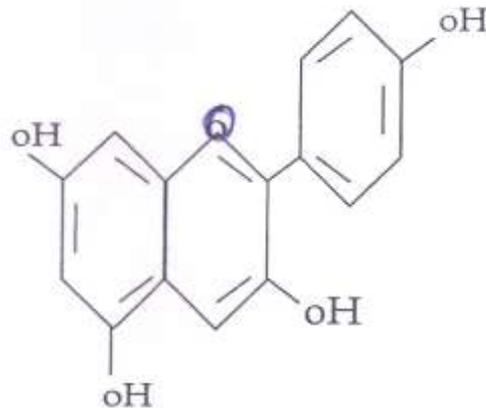


Figure 8: Structure chimique des anthocyanes (Scalbert & Williamson., 2000).

Ils sont proposés en ophtalmologie en cas de trouble circulatoire au niveau de la rétine et ils possèdent également une action œdémateuse (Basderant & *al.*, 2001).

II.1.1.6. Anthraquinones et Anthracenosides

Les anthraquinones appartiennent à la famille des anthracénosides, ces derniers regroupent tous les composés phénoliques et hétérosidiques.

Les anthraquinones sont très peu solubles dans l'eau froide, soluble dans les solvants organiques et les alcools (Tsutomu & Hisashi., 1971).

II.1.2. Activités biologiques des composés poly phénoliques

Les études scientifiques actuelles ont permis de confirmer les propriétés médicinales attribuées aux flavonoïdes. Ces activités sont résumées dans le tableau suivant :

Tableau 1 : Activités biologiques des composés poly phénoliques (**Bahorun., 1997**).

Poly phénols	Activités	Auteurs
*Ac phénols (cinnamique et benzoïque)	*Antibactériennes	*Ddry & al., 1982
	*Antifongiques	*Ravn & al., 1984
	*Antioxydants	*Hayase & Kato., 1984
*Coumarines	*Protectrices	*Mabry & Ulubelon., 1980
	*Vasculaires	
	*Antioedemateuse	
*Flavonoïdes	*Antitumorales	*Stavrie & Matula., 1992
	*Anticarcinogènes	*Das & al., 1994
	*Anti-inflammatoires	*Bidetal., 1987
	*Hypotenseurs et diurétiques	*Brunetton., 1993
	*Antioxydants	*Arnoma & al., 1995
*Anthocyanes	* Protectrices	*Brunetton., 1999
*Pro anthocyanidines	*Capillaire-veineuse	*Masquelier & al., 1979
	*Effet stabilisant sur le collagène	
	*Antioxydants	
	*Anti tumorales	
	*Antifongiques	
* Anti-inflammatoires		
*Tannins galliques et catéchiques	*Antioxydants	*Okuda & al., 1983
		*Okamura & al., 1993

II.1.3. Les composés azotés (Les alcaloïdes)

Les alcaloïdes sont des composés organiques azotés et basiques tirés d'un végétal et existent sous forme de sels (citrates, tétrades, benzoates) ou d'une combinaison avec les tannins, leur masse moléculaire varie de 100 à 900 g/mole.

Ils sont solubles dans les solvants organiques apolaires ou polaires et solubles dans les solutions hydro alcooliques (**Brunetton., 1999**), ils ont un gout amer tel que la morphine, la nicotine, la quinone (**Robinson & Alexandre., 1988**).

Les alcaloïdes sont utilisés en médecine, par exemple la morphine supprime la douleur ; la «quinone» est un remède contre le paludisme, précisons enfin que la nicotine est un insecticide puissant (**Encarta., 1998**).

Environ 20% des espèces de plantes produisent les alcaloïdes (**Memellink., 2001**).

Ces plantes les utilisent pour la plupart d'entre eux dans leurs système de défense contre les herbivores et les pathogènes car ces composés sont toxiques (**Caporele., 1995**).

II.1.4. Les composé isoprénoides (Stéroïdes, stérols et terpenoides)

Les stéroïdes, les stérols et les terpenoides représentent le plus vaste ensemble de métabolites secondaires des végétaux et constituent le principe odoriférant de ces derniers. Cette odeur est due à la libération des molécules volatiles contenant 10, 15 ou 20 atome de carbone (**Brunetton., 1999**).

Il n'y a pas de différence fondamentale entre les tri terpènes et les stéroïdes, ces derniers pouvant être regardés comme des terpènes tétra cycliques qui ont perdu, au maximum trois méthyles (**Mahato., 1992**).

II.1.5 .Les hétérosides (Les saponosides)

Les saponosides constituent un vaste groupe d'hétéroside. Ce sont des substances dont la particularité est de mousser avec l'eau. Ces substances, légèrement caustiques et irritantes, probablement toxiques, rendent les plantes qui en contiennent tout à fait immangeables (**Brunetton., 1999**). Structuralement, les saponosides peuvent être classés en 2 groupes selon la nature de la structure de leur génine :

✚ Saponosides à génine stéroïdique

✚ Saponosides à génine tri terpénique (**Hostettmann & Marston., 1995**).

Certaines saponosides sont utilisés en thérapeutique comme anti-inflamatoire veino-tonique, stimulant, diurétique, antitumoral, anti-oedémateuse, antitussive et ou expectorante et analgésique (**Hostettmann & Marston., 1995**).

Selon **Lavaud & al., (2004)** ; ont analysé et isolé quelques type de saponosides par chromatographie de partage centrifuge (C.P.G) à partir des feuilles de *Zizyphus lotus* dont les structures ont été établies comme suite :

- ✓ 3-O- α -L-rhamnopyranosyl-(1 \rightarrow 6) - β -D-glucopyranosyl-jujubo génine-20-O-(2, 3, 4-O-triacetylique)- α -L-rhamnopyranoside : jujuba saponine I.
- ✓ 3-O- α -L-rhamnopyranosyl-(1 \rightarrow 6) - β -D-glucopyranosyl-jujubo génine-20-O- α -L-rhamnopyranoside : jujuba saponine II.
- ✓ 3-O- α -L-rhamnopyranosyl-(1 \rightarrow 2)-[(4-sulfo)- β -D-glucopyranosyl-(1 \rightarrow 3)]- α -L-arabinopyranosyl jujuba génine III.

Renautl & al., (1997), ont identifié certaines structures de saponosides au niveau des écorces des racines de *Zizyphus lotus* tel que : jujuboside C, lotoside I et lotoside II.

- ✓ 3-O- β -D glucopyranosyl (1 \rightarrow 6)- β -D glucopyranosyl (1 \rightarrow 3)-[α -L- rhamnopyranosyl (1 \rightarrow 2)]- α -L-arabinopyranosyl – jujubo g nin = jujuboside C.
- ✓ 3-O- α -L-rhamnopyranosyl (1 \rightarrow 2)-[β -D glucopyranosyl (1 \rightarrow 3)]- β -D-galactopyranosyl lotog nin=Lotoside I.
- ✓ 3-O- α -L-rhamnopyranosyl (1 \rightarrow 2)-[β -D glucopyranosyl (1 \rightarrow 3)]- β -D-glucopyranosyl lotog nin=Lotoside II.

II.1.6. L'huile volatile

Les huiles essentielles sont volatiles ce qui les différencie des huiles «fixe», elles sont liquides à température ambiante. Leur densité est en général inférieure à celles de l'eau, elles ont un indice de réfraction élevé et la plupart dévient la lumière polarisée, soluble dans les solvants organiques usuels. Elles sont liposolubles.

Entrainables à la vapeur d'eau, elles sont peu solubles dans l'eau, elles ne sont que très rarement colorées (**Brunetton., 1999**).

II.1.7. Les glucides

Les glucides constituent une classe de produits naturels dont la formule brute souvent être mise sous la forme $C_n(H_2O)_n$.

Les plantes synthétisent à partir du glucose d'autres glucides plus complexes comme l'amidon, la cellulose et même les composés aromatiques tels la lignine (**Robert., 2000**).

Introduction

La science des plantes médicinales est vieille comme le monde et semble avoir pris naissance en même temps que l'homme, puisque les traces de l'utilisation des plantes médicinales, existent dans les tests chinois datant de plus de 5000 ans avant Jésus Christ (**Anton & Wichtl., 1999**).

Près de 500 plantes sont utilisées par la médecine conventionnelle dite traditionnelle (**Baba Aissa., 1999**).

Depuis toujours les plantes ont constitué la source majeure de médicament grâce à la richesse de ce qu'on appelle le métabolisme secondaire, celui-ci produit des molécules variées permettant aux plantes de contrôler leur environnement animal et végétal.

Parmi les milliers de molécules produites par ce métabolisme, l'homme sélectionne celles qui lui permettent de se défendre contre les agressions d'autres organismes vivants pathogènes (champignons, bactéries, virus...) et de corriger ses troubles métaboliques (**Fouché & al ., 2000**).

III.1. La phytothérapie

La phytothérapie c'est l'art et la manière de transformer une substance possédant une activité thérapeutique en un médicament utilisable pour l'homme ou l'animal et le mieux adapté au traitement ou à la prévention d'une maladie (**Vigneau., 1985**).

III.2. Propriété thérapeutique de *Zizyphus lotus*

III.2.1. Utilisation traditionnelle de *Zizyphus lotus*

L'utilisation de *Zizyphus lotus* en médecine traditionnelle a été réalisée selon les différentes parties de la plante

- ❖ *Le fruit* : «jujube» la décoction est utilisée dans quelques pays comme adoucissant pectoral, et comme d'autre fruit acidulon et doux, le jujube entre dans la composition des tisanes pour le soulagement des irritations de gorge et broncho-pulmonaire (**Bonnet., 2001**).

La pâte de jujube est adoucissante, émolliente, sédative, anti-inflammatoire et anti-hypertensive. Le jujube a une valeur nutritive élevée **(De la Pradilla., 1979)**.

- ❖ *Les feuilles* : sont employées afin de soulager la douleur du rhumatisme, leur astringence est prescrit dans les helminthiases et les diarrhées **(De la Pradilla., 1999)**.
- ❖ *L'écorce de racine* : est employé pour ses propriétés antidiabétiques dans la médecine traditionnelle **(Fouché & al., 2000)**.

III.2.2. L'effet pharmacologique

Le jujubier possède des propriétés anti-inflammatoires, antiscorbutiques diurétique, hypertensives qui ont été prouvées expérimentalement.

De plus, une activité anticancéreuse de l'extrait alcoolique des tiges est signalée **(Fouché & al., 1990)**.

III.2.3. Toxicité de jujubier

Par voie intra péritonéale, l'extrait aqueux des feuilles et des tiges s'est montré toxique vis-à-vis des souris **(Kerharo., 1974)**.

Conclusion

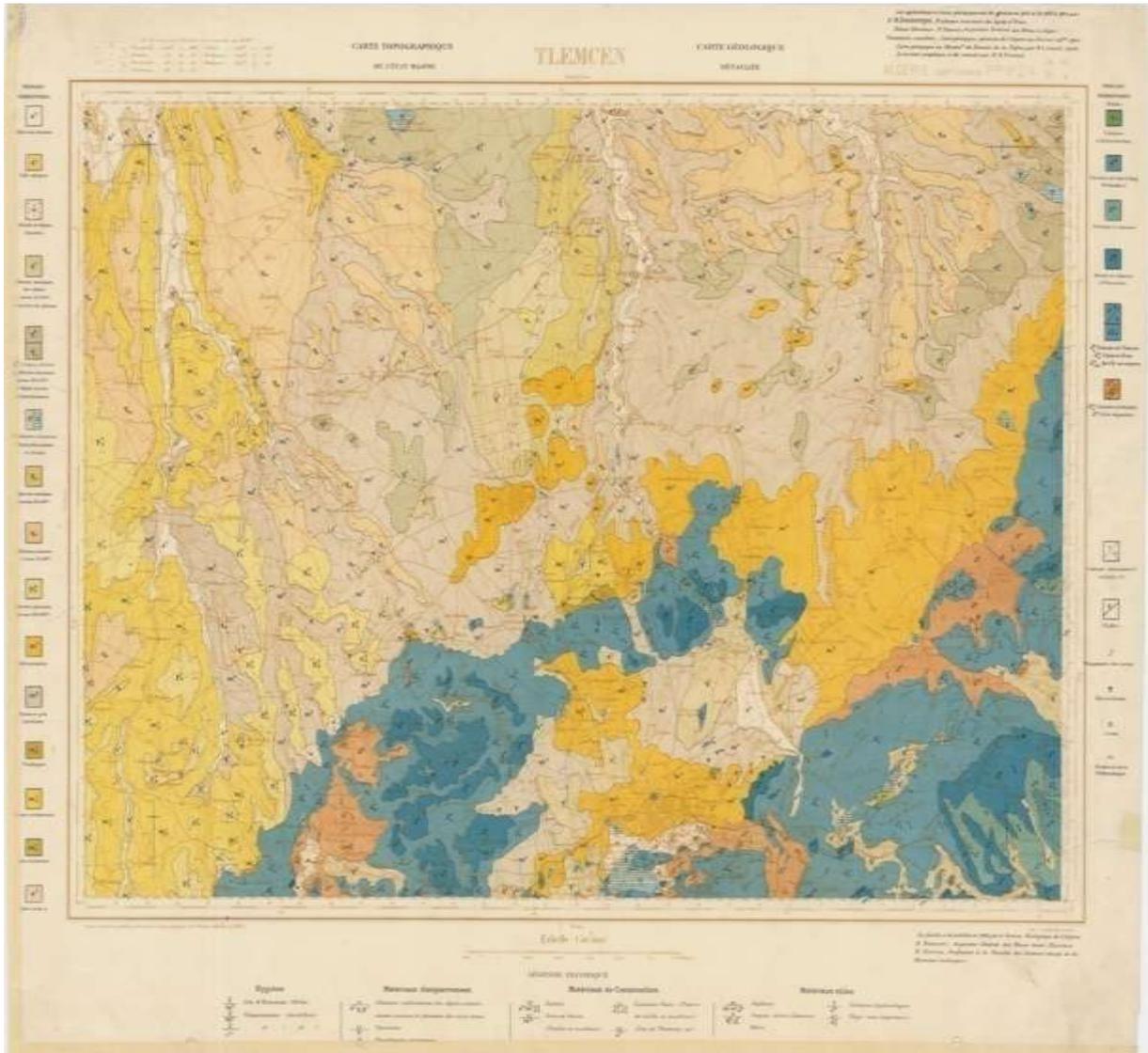
Le risque des effets secondaires des médicaments constitue de plus en plus une bonne raison de revenir à l'usage des plantes médicinales.

Le cout élevé des médicaments encourage les pays en voie de développement à réhabiliter des remèdes traditionnels.

Toutefois, malgré les énormes progrès par la médecine moderne, la phytothérapie offre de multiples avantages comme des remèdes naturels bien acceptés par l'organisme.

Chapitre I : Etude et Analyse de milieu naturel de la wilaya de Tlemcen

sublittoral représentées par le bassin de Tlemcen et les basses vallées de la Tafna et d'Isser, et les plateaux d'Ouled Riah se situant entre 200 et 400 m d'altitude, les monts de Tlemcen, qui s'érigent en une véritable barrière naturelle entre la steppe et le tell, et qui culminent à 1843 m au djebel Tenouchfi (Sidi-Djilali) et ne dépassant pas les 20Km de large, l'ensemble des hauts plateaux steppiques plats et larges d'environ 100 Km et d'une altitude de 1100 m en moyenne (Voir la carte N°2) (Mostefai., 2010).



Carte N°02 : La carte géologique de Tlemcen (hydraulique 2014)

I.2. Description du milieu physique

I.2.1. Le cadre géologique

Le bassin agricole de Tlemcen repose essentiellement sur les formations géologiques suivantes : miocène supérieur marin, pliocène continental, quaternaire continental, jurassique supérieur et moyen et des alluvions actuelles. **(Chemouri & Belmir, 2013).**

I. 2.1.1. Le jurassique

On distingue :

- **Le jurassique moyen (dogger)** : formé par un ensemble de calcaires surmontés par une épaisse série argilo-calcaire et enfin des calcaires micros gréseux.
- **Le jurassique supérieure** : cette formation présente une grande surface d’affleurement, dont les plus importantes sont celles du plateau de terni et l’anticlinal d’Ouled Mimoun. **(Chemouri et Belmir, 2013).**

I.2.1.2. Le miocène

Comprenant une alternance de poudingues, de marnes grises et de grés sableux plus ou moins consolidés (200 à plus de 100 m).Il comprend :

- **L’Helvétien** : Il est formé d’alternances de marnes et grés quartzeux.
- **Le tortonien** : Ce sont des grés en bancs épais intercalés de marnes. Le toit de cette série est marqué par une phase détritique assez mal différenciée des dépôts quaternaires. Ces grés s’appuient sur des marnes Helvétiens et localisée entre Tlemcen et Remchi ou directement sur le jurassique, comme c’est le cas au nord et au sud de la plaine de Maghnia. **(Chemouri & Belmir, 2013).**

I.2.1.3. Eocène

Il affleure dans la vallée d’Oued Sekkak et est représenté par des calcaires en bancs épais très fissurés et une alternance de marnes et grés en couches minces. **(Chemouri & Belmir, 2013).**

I.2.1.4. Les dépôts pliocènes

C'est une formation qui présente une intercalation de grés rouge avec grains fins et de marnes sombres. Le pliocène continental est une formation de calcaire et d'argile (**Chemouri & Belmir, 2013**).

I.2.1.5. Le quaternaire

Il est déposé en discordance sur le miocène. Il est représenté par des dépôts non consolidés, et des travertins non friables, riches, en débris végétaux, observés généralement au niveau des oueds, des sources...

Ces formations sont souvent continentales, caractérisées par des vieilles formations pédologiques : croutes calcaires, gypseuses, limoneuses à nodules calcaires, lunettes, dures, consolidées, etc. et constituent une succession de terrasses et de glaciers de pente plus ou moins encroutée. Les alluvions et subactuelles, se situant le long de l'oued Isser jusqu'à El Fehoul. (**Chemouri & Belmir, 2013**).

I.2.2. La pédologie

Mostefai (2012) souligne que les sols de la région de Tlemcen peuvent être classés en trois grands types de formation pédologique. Les premières sont les sols rubéfiés (terrasses roses ou sols rouges), on peut rencontrer ce type de sol dans les monts de Tlemcen (forêts Zarifet, Hafir). Les deuxièmes sont les sols calcaires qui occupent une grande partie de l'Oranie et se divisent en deux sous-types selon l'importance de la matière organique (les sols calcaires non humifères et les sols calcaires humifères). Enfin les sols calciques, caractérisés par un seul horizon plus ou moins riche en calcaire répartis généralement sur les plaines steppiques et parfois sur les dépressions des hautes plaines telliennes.

La plaine de Tlemcen, si variée d'aspect, barrée de collines miocènes et découpée en plateau triangulaire, d'alluvion d'âge différent, offre une grande diversité des sols. Ils sont en général siliceux, plus calcaires, à proximité des calcaires jurassiques des monts de Tlemcen, plus argileux au contact des marnes helvétiques et plus sableux près de grès tortoniens (**Tinthoin, 1948**).

I.2.3. Les ressources en eau souterraines

La Wilaya de Tlemcen comprend plusieurs aquifères exploitées par l'irrigation. Les plus importants sont :

- ✚ **La nappe de Maghnia** : La plaine de Maghnia est une plaine alluviale à cheval sur L'Algérie et le Maroc. C'est un système aquifère multicouche à nappe libre. Sa ressource en eau est très fortement sollicitée par l'irrigation. De nombreux forages illégaux existent, notamment dans le grand périmètre d'irrigation (GPI) de Maghnia. Celui-ci était, autrefois, alimenté en eau à partir du barrage de Beni Bahdel, maintenant reconverti pour l'AEP. Cette nappe dispose d'une ressource potentielle estimée à 15 hm³/an. En plus des infiltrations locales de la pluie, la partie Algérienne est alimentée par un flux provenant de la partie Marocaine ;

- ✚ **Le massif Karstique des monts de Tlemcen** : Il s'agit traditionnellement du château d'eau de la Wilaya de Tlemcen. Cette formation Karstique couvre plus du tiers de la superficie de la Wilaya de Tlemcen. Cette unité est réputée avoir une ressource potentielle en eau souterraine importante, de l'ordre de 30 à 40 hm³ par an ;

- ✚ **La nappe de la Tafna alimentée par l'oued** : De faible puissance, elle est exploitée par des puits et des forages. La nappe est aussi exploitée à l'aide de gueltas lorsque le débit de l'oued Taril du fait de la présence des grands barrages qui bloquent le débit naturel ;

- ✚ **Les systèmes aquifères des monts des Traras du littoral** : Il existe plusieurs unités hydrogéologiques dans les monts des Traras. Il s'agit de système monocouche à nappe généralement libre en formations gréseuses ou sableuses. D'autres formations, notamment au centre des monts n'ont pas de système aquifère (ANRH, 2009).

Introduction

Le climat est un ensemble de circonstances atmosphériques et météorologiques propres à une région donnée. C'est l'élément naturel sur lequel l'Homme n'a aucune influence directe (sauf le cas particulier des irrigations). Il conditionne le développement des végétaux, la formation et l'évolution des sols. Ses principales composantes ont une influence importante sur l'érosion (Greco, 1966).

Le climat est un facteur déterminant qui se place en amont de toute étude relative au fonctionnement des écosystèmes.

Le climat de la Wilaya de Tlemcen est à tout égard, un des plus originaux du tell Oranais. C'est un climat méditerranéen maritime atténué par la proximité de la mer, l'allure du relief et l'altitude.

Le climat méditerranéen n'est pas uniforme, il au contraire soumis à d'importantes variations qui influencent fortement la distribution des plantes.

L'objectif de cette étude est de connaître au niveau de la zone d'étude, la situation climatique qui détermine en grande partie les conditions du milieu. Le climat est l'ensemble des phénomènes météorologique (température, pression atmosphérique, vents, précipitation, évapotranspiration).

La position méridionale de l'Oranie par rapport à la zone climatique méditerranéenne, la sécheresse estivale prolongée et l'irrégularité des pluies sont autant de facteurs écologiques limitants menaçants perpétuellement les régions naturelles.

Pour les besoins de l'étude, nous avons choisi la station météorologique de **Zenata** et qu'on peut la considérer représentatives pour la zone d'étude sur une période de **1995-2013**.

II.1. Présentation de station météorologique

La station choisie représentée dans le tableau suivant :

Tableau N°06 : Caractéristique de station météorologique choisie pour l'étude

Station	Altitude	Longitude	Latitude	Période
Zenata	247m	1°28W	35°01N	1995-2013

II.2. Les facteurs climatiques

II.2.1. Précipitations P (mm)

Le terme « précipitation » englobe toutes les eaux météoriques qui tombent sur la surface de la terre, que ce soit sous la forme (liquide) ou solide (neige, grêle).

En Algérie, la chute des pluies est déterminée par la situation géographique et par la topographie, notamment la direction des axes montagneux par rapport à la mer, l'altitude. Ce sont les faces nord plus élevées qui reçoivent les condensations les plus fortes tandis que les pluies se raréfient vers le sud (**Greco, 1966**).

La pluviométrie varie en fonction de l'éloignement de la mer et l'exposition des versants par rapport aux vents humides. Cette dernière agit d'une manière directe sur la végétation et le sol. En effet, le régime pluviométrique contribue dans une proportion importante au maintien et la répartition du couvert végétal.

A. Précipitation moyennes mensuelles et moyennes annuelles enregistrées dans la station montre qu'il y a une irrégularité de distribution mensuelle de la pluviométrie à l'échelle annuelle et font ressortir figure N° 1.

Tableau N° 07 : Précipitation moyennes mensuelles et moyennes annuelles (en mm)

Période	J	F	M	A	M	J	Jt	A	S	O	N	D	Total
1995-2013	44.6	40.1	39.3	31.9	22	4.1	2.3	5.9	20.7	32.2	54.7	42.4	322

Le maximum de pluie est très marqué en novembre, décembre, janvier, février, mars (Période pluvieuse), ces mois totalisent plus de deux tiers des précipitations. Le minimum des précipitations coïncide avec les trois mois d'été (juin, juillet, août) qui ne reçoit que des quantités insignifiantes.

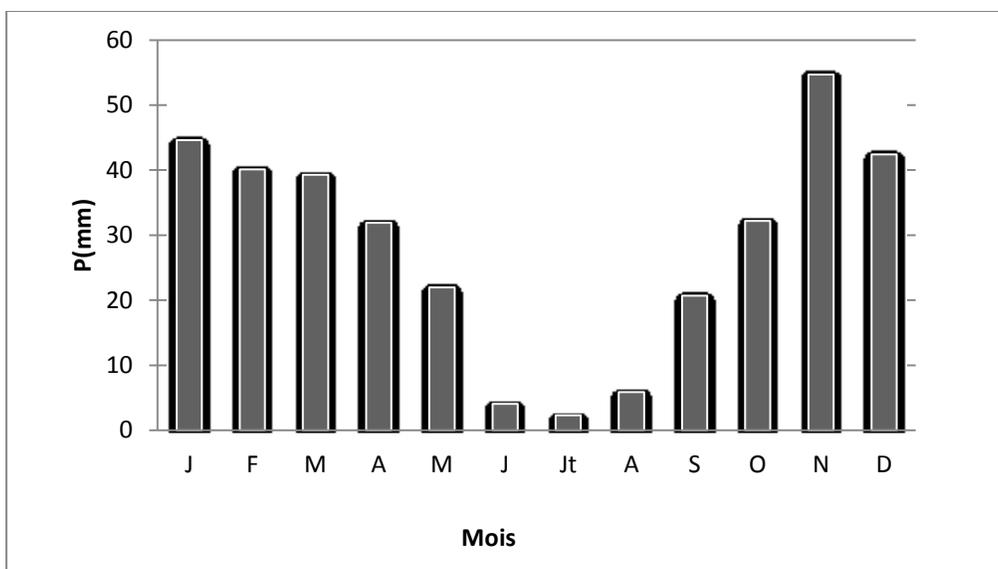


Figure N° 2 : Histogramme des précipitations moyennes mensuelles de la station de Zenata

B. Répartition saisonnière des précipitations

L'étude des précipitations saisonnière est importante car elle permet d'apprécier la variation des précipitations et leur tendance vers telle ou telle période.

- Les quatre saisons de l'année correspondant à :
 - **Hiver** : Décembre, Janvier, Février
 - **Printemps** : Mars, Avril, Mai
 - **Eté** : Juin, Juillet, Août
 - **Automne** : septembre, octobre, novembre

Tableau N°08 : Régime saisonnier des précipitations

Station	Répartition saisonnière des pluies (en mm)				Type
	H	P	E	A	
Zenata	127.1	93.2	12.3	107.6	HAPE

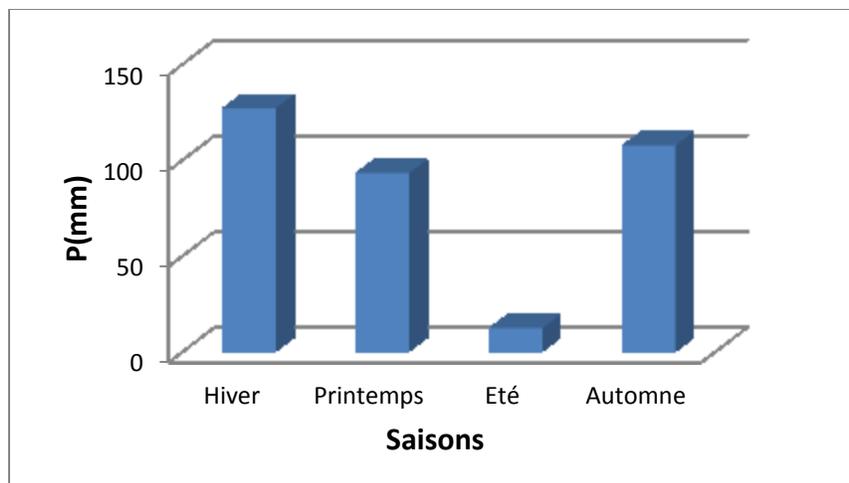


Figure N° 3 : Répartition saisonnière des précipitations de la station de Zenata

L’histogramme montre que les précipitations sont variables d’une saison à l’autre, les plus importantes sont celles qui tombent en hiver. Ces fluctuations sont caractéristiques du climat méditerranéen.

II.2.2. Températures

La température est le second facteur constitutif d’un climat déterminé, le rôle de la température est prépondérant dans le développement biologique des végétaux. En effet, elle contrôle leur répartition, leur croissance, leur reproduction et surtout leur survie. Nous retiendrons les moyennes, qui jouent un rôle important.

A. Les moyennes des maxima du mois le plus chaud « M » et des minima du mois le plus froid « m »

Tableau N°09: Moyennes des maxima du mois le plus chaud « M » et des minima du mois le plus froid « m »

Périodes	M°C	m°C
1995-2013	33.6	4.3

Source : Station Météo Zeneta 2014

B. Les températures moyennes mensuelles

Les variations mensuelles et annuelles sont utilisées pour établir les lignes isothermes soit par an, soit par mois et généralement sont établies en janvier (le mois le plus froid) et en juillet (le mois le plus chaud). Cette variation se déroule entre les minimas et les maximas (**Emberger, 1930**).

Tableau N°10: Températures moyennes mensuelles et annuelle

Période	J	F	M	A	M	J	Jt	A	S	O	N	D	Moye
1995-2013	10.07	10.77	13.24	15.27	18.52	22.37	25.95	26.25	22.37	19.27	13.99	11.30	17.44

Source : Station Météo Zeneta 2014

Ce tableau montre que le mois le plus froid de l'année dans la station est le mois de janvier (la période froide s'étale sur les mois de décembre, janvier, février). Par contre de mai à octobre la température annuelle est supérieure à la moyenne annuelle. Le maximum est atteint au mois d'août qui coïncide avec la rareté des pluies dans le même mois.

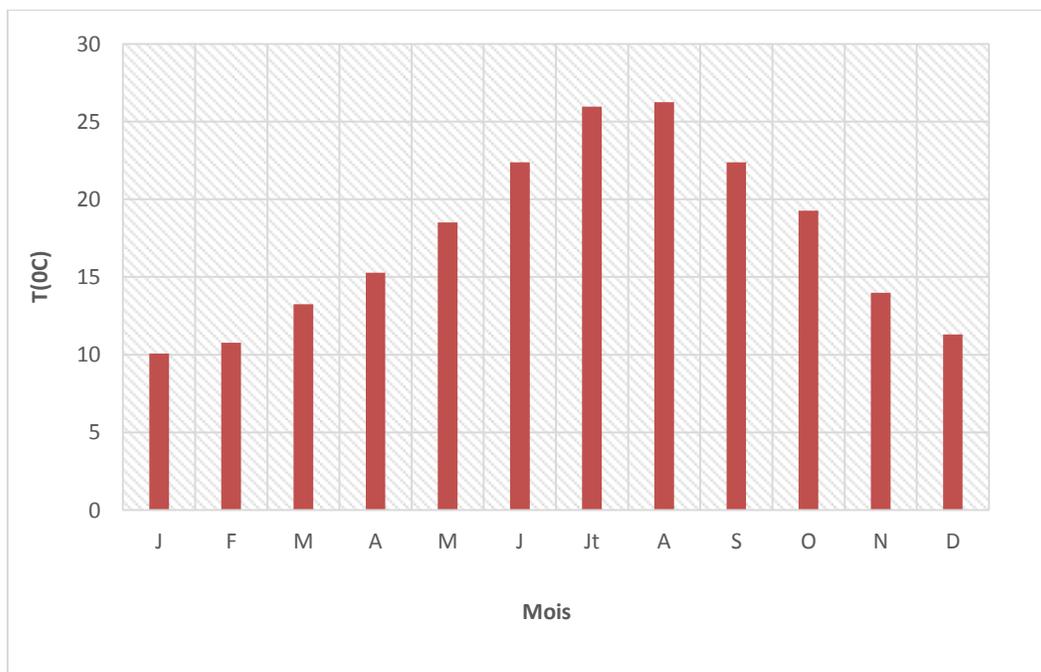


Figure N° 4 : Histogramme des températures moyennes mensuelles de la station de Zenata

II.2.3. Les mouvements de l'atmosphère

Le vent est élément des plus caractéristique du climat il s'agit par son action sur le couvert végétal et sur la formation du microrelief (**Babinot, 1998**).

Les vents accentuent les effets des autres éléments du climat. Ils ont :

- ❖ Une action physique en accentuant la transpiration des végétaux ;
- ❖ Une action mécanique ; déformation des végétaux, érosion de certains sols et transport de matériaux.

En hiver, les vents d'ouest dominant ; ils apportent les nuages, la pluie. En été, ce sont les vents nord-est beaucoup moins importants et surtout le vent du sud, le sirocco, vent sec d'intensité variable ayant une action funeste sur la végétation (**Gréco, 1966**).

Tlemcen connaît tout au long de l'année des vents de directions et de vitesses variables. Les vents les plus fréquents arrivent de l'ouest, mais ceux du sud-ouest et du nord-ouest sont surtout présents en automne et même en hiver (Le vent de Nord-Est est réputé pour amener un froid sec en hiver et un temps chaud et sec en été). Ces vents sont généralement chargés d'humidité. En été, c'est le sirocco venant du sud qui caractérise plus la région. Le régime des vents est variable d'une région à l'autre.

II.3. Synthèse bioclimatique

Le climat étant la combinaison de plusieurs facteurs météorologique, la synthèse climatique sera établi à partir des travaux d'Emberger, Bagnouls et Gausson dans lesquels sont combinés les plus importants paramètres : précipitations et températures, afin de caractériser le climat de la zone d'étude.

La combinaison des différents paramètres climatiques (T°C, P mm) ont permis la mise au point de plusieurs indices.

A. Classification en fonction des précipitations

Tableau N°11 : Classification des étages bioclimatiques en fonction des précipitations

Etages bioclimatiques	Précipitations en (mm)
Sub- humide	600- 800
Semi- aride	400- 600
Aride supérieure	300- 400
Aride moyen	200- 300
Aride inferieure	100- 200
Saharien	< 100

Les précipitations moyennes annuelles dans notre station d'étude varient entre 322 mm. Donc, on peut classer notre zone d'étude dans le Aride supérieure.

B. Classification des ambiances bioclimatiques en fonction des « M » et « m »

Cette classification permet d'évaluer les facteurs agissant sur la dégradation du milieu végétal.

L'analyse d'un seul paramètre comme « M » ou le « m » ne peut individuellement donner une image réelle du milieu par contre leurs combinaisons permet de mieux cerner le problème. Grace au « m » considéré comme un élément fondamental pour le redémarrage de la végétation, **Emberger (1955)** a subdivisé les ambiances bioclimatiques en six variantes (hiver très froid, froid, frais, tempéré, chaud, très chaud).

Tableau N°12: Classification des sous étages en fonction de « m°C »

Moyenne des minima du mois le plus froid	-3	0	3	7	11
Sous étage	Froid	Frais	Tempéré		Chaud

C. L'échelle thermo pluviométrique de Martonne

Cette valeur nous permette d'évaluer l'intensité de sécheresse dans notre zone d'étude. Elle s'obtient à partir des valeurs moyennes annuelles de la pluviométrie (P mm) et de la température (T°C). Elle répond à la formule suivante :

$$E_{\text{mart}} = \frac{P}{T+10}$$

Tableau N°13: Classification climatique selon l'échelle de Martonne

E_{mart}	Classification climatique
0 – 5	Désert
5 – 10	Semi désert
10 - 20	Steppe et méditerranéen
20 - 30	Zone d'olive et de céréales
30 - 40	Zone humide prairies et bois
40	Zone très humide

Source : (Carretero Canado & al, 2003)

Tableau N°14: Le type de climat selon l'indice de Martonne de la station de Zenata

Périodes	Echelle de Martonne	Type de climat
1995-2013	11.73	Steppe et méditerranéen

D. L'indice de sécheresse estivale (Ise) ou indice xérothermique

L'intensité et l'importance de la saison sèche en climat méditerranéen ont amené **Emberger (1942)** in **Emberger (1955)** à proposer un nouvel indice nommé indice xérothermique.

L'auteur retient le total des précipitations estivales en (mm) et la moyenne des maxima de la même période (°C) en signalant que cet indice ne dépasse pas 7 pour les stations méditerranéennes.

$$ISE = \frac{P}{M}$$

P : Total des moyennes des précipitations estivales.

M : Moyenne des maxima de la période estivale (°C).

Tableau N°15: L'indice de sécheresse estivale

Périodes	P (mm)	M°C	ISE
1995-2013	16.94	33.6	0.50

Les valeurs obtenues au niveau de la zone d'étude 0.54 traduisent un été xérothere et des pluies rarissimes.

E. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (1953)

Le diagramme permet de situer les périodes sèches et humides. D'après **Bagnouls et Gaussen (1953)** un mois est sec si le totale des précipitations (mm) est inférieur ou égal au double de la température. Un mois est considéré sec lorsque la courbe de température est supérieure à celle des précipitations (**Bnabadji & Bouazza, 2002**).

La méthode de construction du diagramme consiste à porter les courbes représentant les précipitations mensuelles moyennes et les températures mensuelles moyennes $(M+m)/2$.

Pour un mois sec la courbe des températures passe au-dessus de celle des précipitations. Pour un mois humide, la courbe des précipitations passe en dessous de celle des températures.

Pour connaître l'interaction qui existe entre la température et les précipitations, et pour connaître l'aridité moyenne des différents mois, on peut réaliser un diagramme ombrothermique, qui exprime sur le même graphique les précipitations mensuelles et les températures moyennes, sous forme de courbe.

Les mois sec sont ceux qui se situent dans l'espace entre les deux courbes (période sèche).

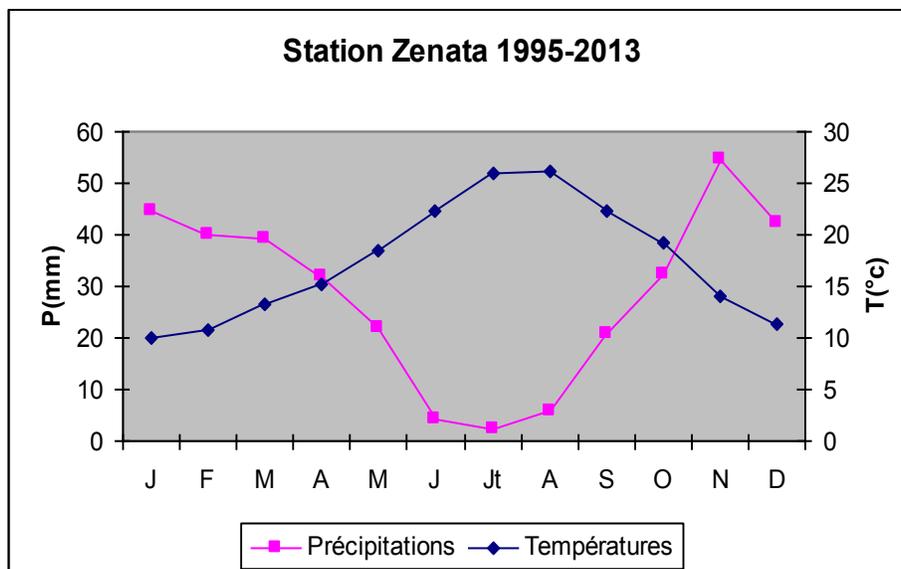


Figure N°5 : Diagrammes ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN

F. Quotient pluviométrique d'Emberger (1952)

L'emploi du quotient pluviométrique Q_2 est spécifique au climat méditerranéen, ce quotient permet d'apprécier l'aridité des régions méditerranéennes, les valeurs étant d'autant plus basse que le climat est plus sec (Mesli, 2001 in Lakehal, 2010)

A partir de Q_2 Emberger a classé la région méditerranéenne en cinq étages bioclimatiques (saharien, arides, semi-aride, sub- humide et humide)

D'après les travaux d'Emberger (1930 – 1955), le quotient Q_2 a été formulé de la façon suivante :

$$Q_2 = \frac{2000 P}{(M^2 - m^2)}$$

P : Pluviosité moyenne annuelle.

M : Moyenne des maxima du mois le plus chaud ($t^{\circ}K = t^{\circ} + 273$)

m: Moyenne des minima du mois le plus froid ($t^{\circ}K = t^{\circ} + 273$)

Les résultats de calcul de ce quotient en fonction des valeurs thermiques et pluviométriques de station Zenata et l'ambiance bioclimatique correspondant sont indiqués dans le tableau :

Tableau N° 16 : Les valeurs de Q_2 obtenus

Périodes	m°C	M°C	P mm	Q_2	Etage bioclimatique
1995-2013	4.3	33.6	322	37.64	Aride supérieure

En rapportant les valeurs du Q_2 sur le diagramme d'Emberger. Les résultats obtenus dans ce tableau nous ont permis de situer la station de Zenata en étage bioclimatique aride à hiver tempéré.

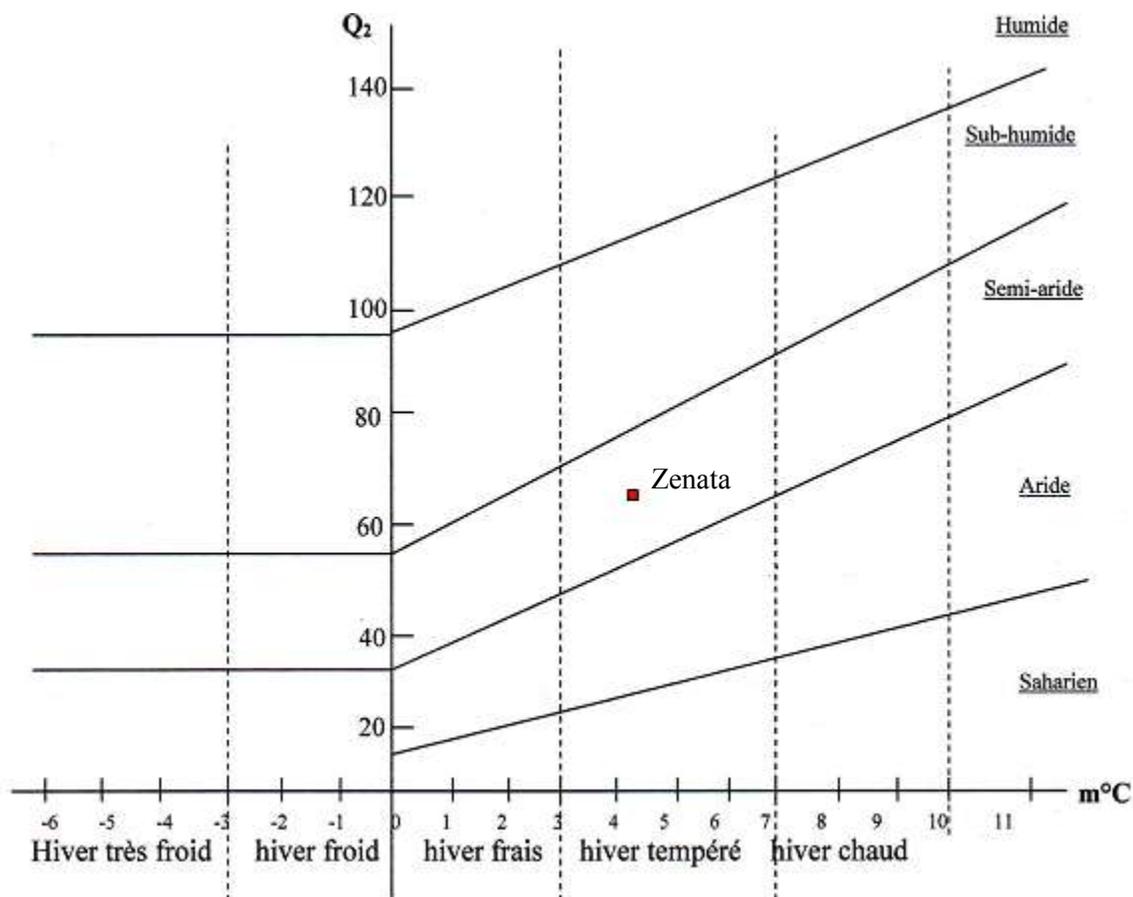


Figure N° 6: Climagramme pluviothermique du quotient d'Emberger (Q_2)

■ Zenata (1995-2013)

Conclusion

Notre région d'étude Tlemcen appartient à un climat méditerranéen aride caractérisé par deux saisons contrasté ; la première plus ou moins chaude (33.6°C) et sèche l'été, la deuxième, hivernale, froide. La pluviosité moyenne annuelle est de (322 mm/an).

L'hiver est tempéré, ce qui veut dire que le froid excessif -s'il existera- sera perturbé soit par les pluies soit par une remontée brutale de la température.

Alors que d'après (**Bonnet., 2001**), le genre *Zizyphus lotus* (jujubier) ne peut guère se cultiver que sous le climat méditerranéen car malgré sa floraison tardive, il supporte fort les gelées printanières, il pousse bien en sol sec et léger, mais il redoute l'argile et l'humidité.

Etude expérimentale

I.1. Test phytochimique

I.1.1. Provenance du matériel végétal

Notre choix s'est porté sur l'espèce *Zizyphus lotus* qui a été récolté dans la wilaya de Tlemcen (Ain Fettah) à la fin du mois de février 2006.

I.1.2. Séchage, broyage et stockage

Les différentes parties de notre plante (racine, tige, écorce, pulpe, feuille et noyau) sont découpées en petits morceaux et séparément étalées sur le sol dans les conditions suivantes : à la température ambiante, à l'abri de la lumière et l'humidité. Cette opération du séchage est suivie par le broyage de ces parties et conservées dans des bocaux en verre fumé.

I. 1.3. Méthode d'analyse (Voir annexe I)

I.1.3.1. Détermination de la teneur en eau (Audigie & al., 1980)

Le principe de cette méthode consiste à une dessiccation du matériel végétal dans une étuve isothermique à une température de 100 à 105°C, à la pression atmosphérique jusqu'à atteinte d'une masse pratiquement constant, pour éviter toute reprise d'eau, il convient d'opérer dans des boites placées dans un dessiccateur.

La teneur est définie comme étant la perte de masse subie avant et après séchage dans des conditions bien déterminées.

I. 1.3.2. Tests phytochimiques

Les tests phytochimique ont pour but de caractériser la présence ou l'absence des constituants chimiques. Lors de l'examen phytochimique, trois solvants sont utilisés pour extraire les différents constituants de la plante : eau, éthanol, éther diéthylique.

Ces derniers sont résumés dans les diagrammes ci-dessous :

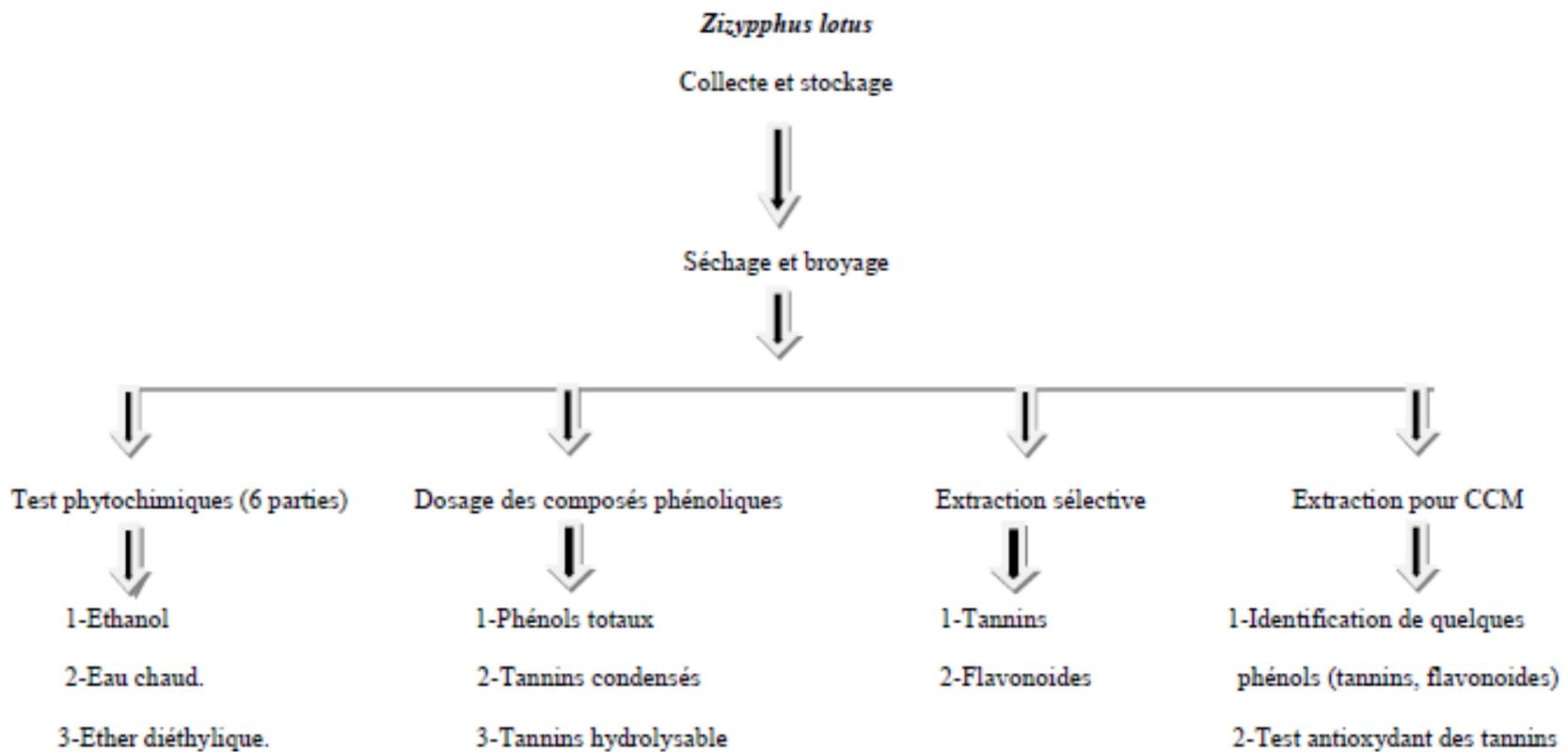


Figure 7: protocole expérimentale

Les échantillons broyés (Racine, tige, écorce, feuille, pulpe, noyau) de «*Zizyphus lotus*»

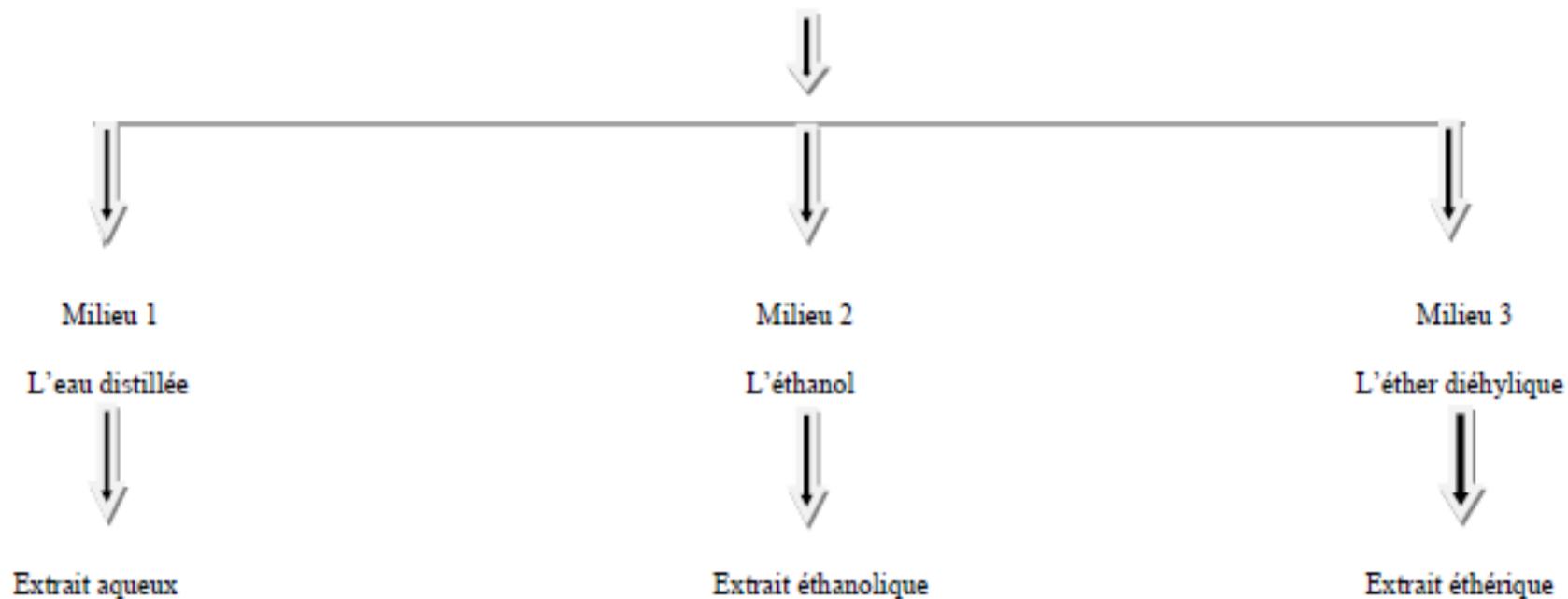
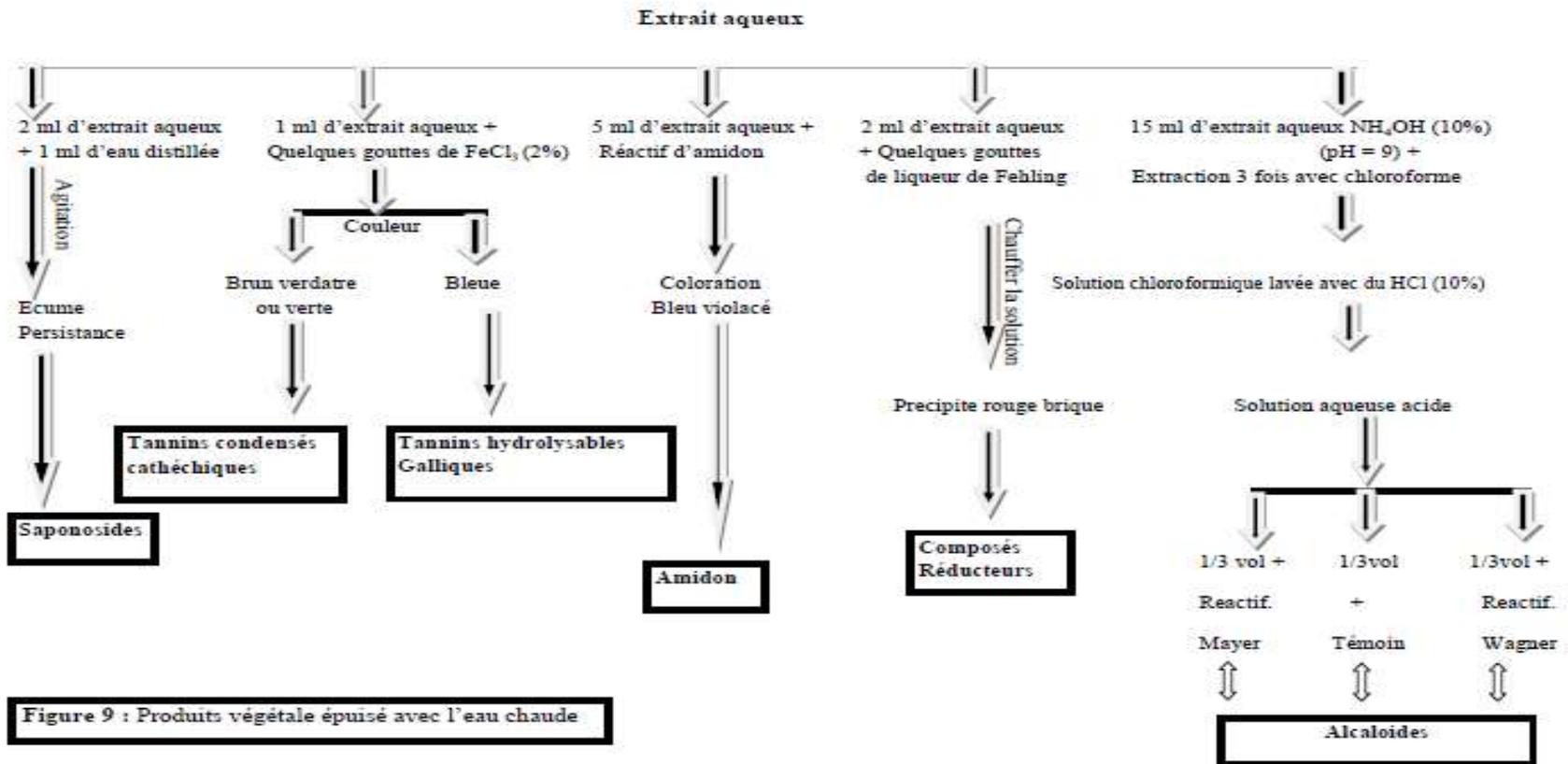
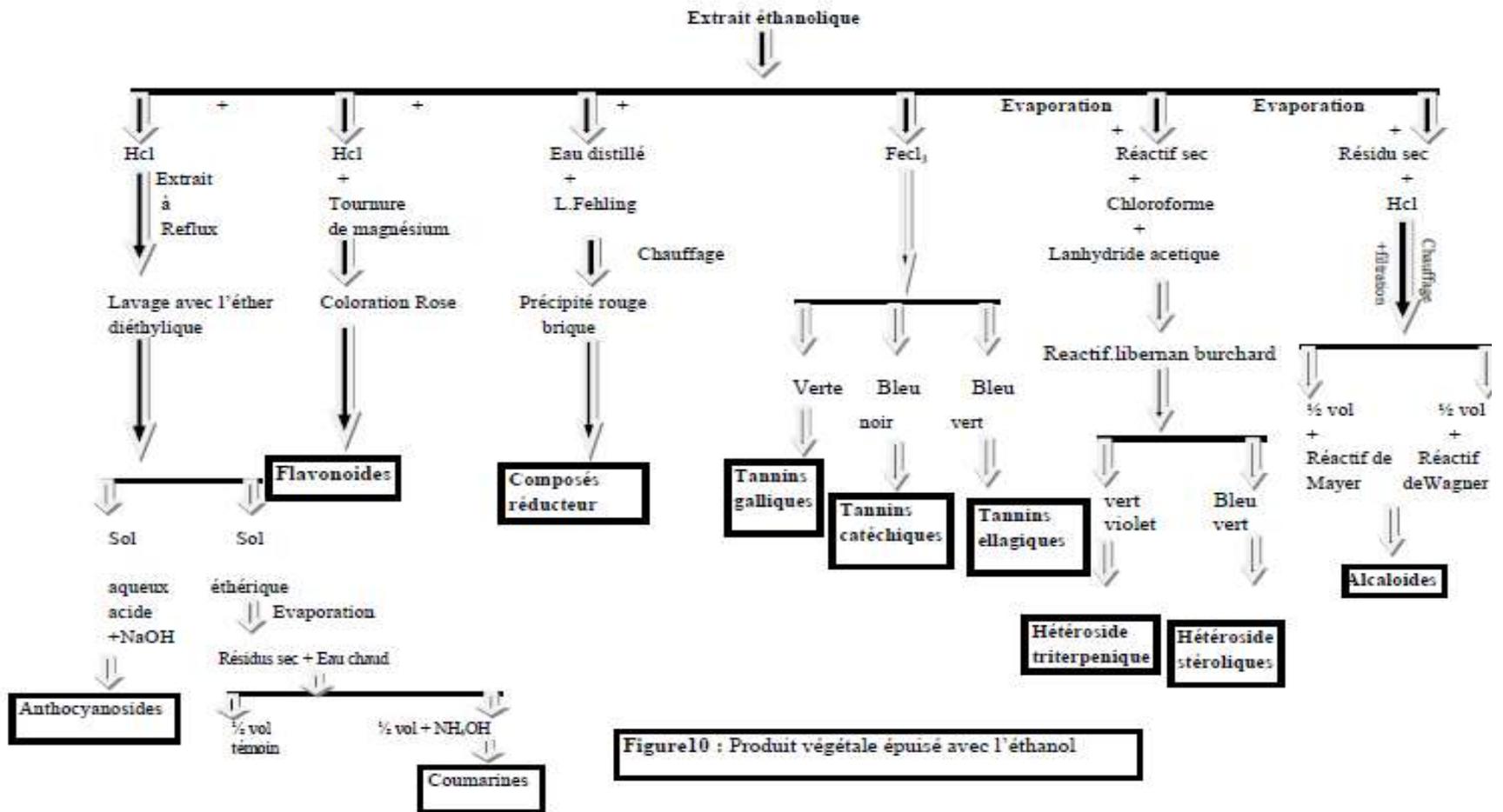


Figure 8 : Produits végétale épuisé avec 3 solvants





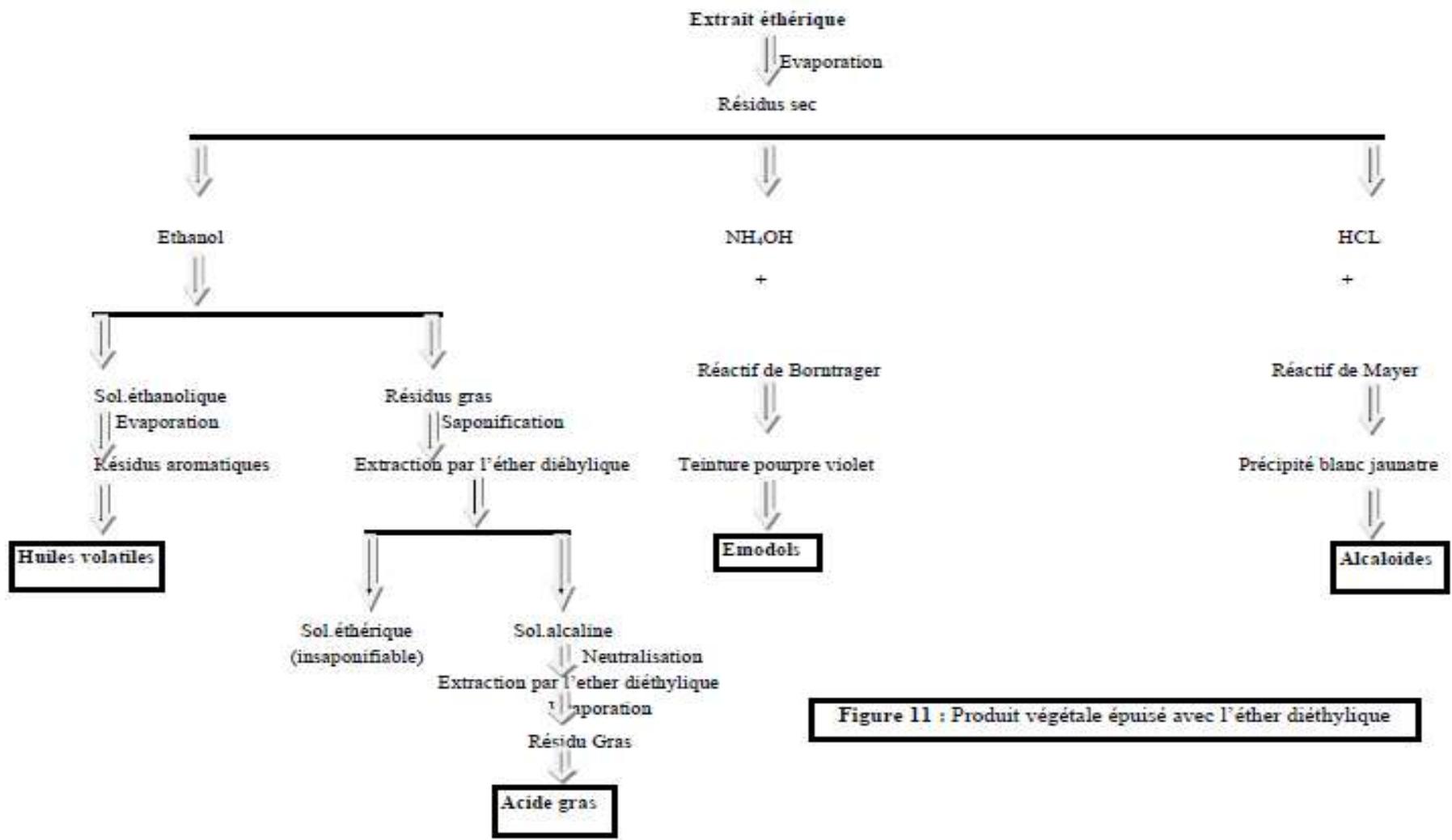


Figure 11 : Produit végétale épuisé avec l'ether diéthylique

I.2. Métabolite secondaire**I.2.1. Dosage des phénols totaux (Bate-Smith., 1973)**

Le principe de cette méthode est basée sur la réduction de l'ion ferrique (Fe^{3+}) en ions ferreux (Fe^{2+}) par les composés phénoliques qui conduit à la formation d'un complexe de couleur «bleu de Prusse» (voir annexe I).

I.2.1.1. Dosage des tannins condensés (Swain & Hillis., 1959).

Le principe de ce test est basé sur la condensation des composés poly phénolique avec la vanilline en milieu acide (**Price & al., 1978**) (voir annexe I)

I.2.1.1. Dosage des tannins hydrolysables

On utilise la méthode de **Bate-Smith., (1973)**. Elle est basée sur une réaction avec le chlorure ferrique, le mélange extrait phénolique réactif ($FeCl_3/HCL$), donne une coloration rouge violette au complexe, d'où la formation des ions (Fe^{3+}) (**Mole & Waterman., 1987**) (voire annexe I).

I.2.2. Extraction sélective

Une fois que la présence de certains principes actifs a été prouvée lors dce l'examen phytochimique dans les quatre parties étudiées de la plantes (racine, tige, écorce, pulpe). Nous avons procédé à leurs extractions sélectives, soit pour déterminer les rendements, soit pour effectuer une chromatographie sur couche mince de ces constituants.

➤ Dégraissage du matériel végétal (Brunetton., 1999).

Dans un ballon de 500 ml surmonté d'un réfrigérant à reflux, mettre 100g de l'échantillon broyé en présence de 150ml d'éther de pétrole. Porter l'ensemble à reflux pendant 2 à 3 h. Filtrer le marc, ensuite évaporer le solvant. Le résidue obtenu sous forme d'un extrait huileux, représente généralement la matière grasse.

A. Extraction des tannins (Brunetton., 1999)

Dans un ballon de 500 ml surmonté d'un réfrigérant à reflux, mettre 100g de l'échantillon broyé et dégraissé en présence de 250 ml d'eau distillée et 160 ml d'acétone. Porter l'ensemble à macération pendant 4 jours et filtrer. Après élimination de l'acétone, extraire la solution deux fois avec 5 ml de dichlorométhane afin d'éliminer les pigments et les lipides. Décanter et extraire la phase aqueuse 4 fois avec 50 ml d'acétate d'éthyle.

Sécher la phase organique sur le sulfate de sodium Na_2SO_4 , ensuite évaporer le solvant d'acétate d'éthyle à sec.

B. Extraction des flavonoïdes (Elhaouari & al., 2006)

L'échantillon dégraissé à été extrait avec un mélange acétone/eau : 180/260 ml porté l'ensemble à reflux pendant 10h. Filtrer et après élimination de l'acétone, laver la solution deux fois avec 100ml d'éther de pétrole afin d'éliminée les lipides et la chlorophylle.

Décompter et extraire la phase aqueuse trois fois avec l'éther diéthylique pour isoler les génines (flavonoïdes blibles) et extrairez aussi trois fois avec 100ml d'acétate d'éthyle a fin d'obtenir les hétérosides.

I.2.3. Chromatographie sur couche mince (Zeljan & al., 1998)

La chromatographie est une méthode physique de séparation de mélange en leurs constituants, elle est basée sur les différences d'affinité des substances à l'égard de deux phases, l'une stationnaire ou fixe et l'autre mobile.

La chromatographie sur couche mince (CCM) ou TLC (Tin Layer chromatographie) est effectuée surtout en vue d'une analyse d'un mélange.

La phase stationnaire solide est fixée sur une plaque et la phase mobile liquide, nommée éluant, est un solvant ou un mélange de solvants.

On dépose sur la phase fixe (plaque CCM) une petite quantité du mélange à séparer et on met cette phase au contact de la phase mobile.

La phase mobile migre de bas en haut par capillarité le long de la phase fixe en entraînant les constituants du mélange.

C'est le phénomène d'élution qui permet la séparation des constituants du mélange à analyser.

Chaque constituant migre d'une certaine hauteur, caractéristique de la substance, appelé rapport frontal ou facteur de rétention (RF).

RF= hauteur de la tache /hauteur du front du solvant.

➤ **Mode opératoire de la chromatographie**

La chromatographie sur couche mince des tannins et des flavonoïdes a été réalisée selon le mode opératoire suivant :

Tableau 13 : Mode opératoires de la CCM.

	Tannins	Flavonoïdes
Solvant de migration (Phase mobile)	Chloroforme/acétate d'éthyle/Ac formique (5/5/1 ;V/V/V)	Toluène/Acétate d'éthyle/ Ac Acétique (36/12/5 ; V/V/V)
Phase stationnaire	Plaque de silicagel (6-60) en verre (20x20cm)	Plaque de silicagel en polyester (20x20cm)
Front de migration	Situé à 0.5cm du bord supérieur de la plaque	Situé à 0.5 cm du bord supérieur de la plaque
Dépôt	A 1.5 cm du bord inférieur de la plaque, on effectue des dépôts de 8 µl à l'aide d'une micropipette de 2 µl à 20µl	A 1.5 cm du bord inférieur de la plaque, on effectue des dépôts de 8 µl à l'aide d'une micropipette de 2 µl à 20µl
Révélation	A l'aide d'une lampe UV, on révèle les plaques à la longueur d'onde de 365 nm	A l'aide d'une lampe UV, on révèle les plaques à la longueur d'onde de 365 nm

I.4. Test antioxydant qualitatif des tannins : (Takao & al., 1994)

L'activité antioxydante des extraits a été évaluée sur couche mince par le DPPH suivant le protocole adapté par **Takao & al., (1994)**.

On pulvérise la couche mince après chromatographie avec la solution DPPH (2mg/ml), la coloration jaune des spots indique la présence d'activité antioxydante des composés.

II.1. Analyse des échantillons perturbés

Pour effectuer les analyses du sol, il faut exécuter un échantillonnage (ou prélèvement) sur l'exploitation agricole prise en considération. Cette étape est la plus importante car la qualité des résultats dépendra de la représentativité de la parcelle par l'échantillon utilisé au laboratoire. Pour pouvoir réaliser un échantillonnage représentatif qui s'adhère aux objectifs de l'analyse, il est impératif de prendre en considération les différents aspects suivants :

- ✚ Le matériel de prélèvement à utiliser.
- ✚ Le lieu et la profondeur de prélèvement.
- ✚ Le conditionnement de l'échantillon.

Les échantillons sont prélevés dans des sachets en plastique et après le séchage à l'aire, ils sont utilisés pour les dosages suivants.

II.2. Analyse granulométrique

A partir de plusieurs méthodes destinées à déterminer la composition texturale des sols, nous avons appliqué celle de CASAGRANDE. Elle est basée sur la sédimentation des particules dont la vitesse de chute est régie par la loi de Stokes :

$$v = \frac{2}{9} g \frac{(s - s_1)}{\eta} r^2$$

v : vitesse de sédimentation (s)

g : accélération de la pesanteur ($\text{cm} \cdot \text{s}^{-1}$)

s : densité de la particule ($\text{g} \cdot \text{cm}^{-3}$)

s₁ : densité du liquide ($\text{g} \cdot \text{cm}^{-3}$)

η : viscosité du liquide (poise)

r : rayon de la particule (cm)

Cette méthode se base sur le changement de la suspension durant la sédimentation des particules de différentes tailles.

En plongeant un densimètre dans une suspension d'un sol, on provoque l'élévation du niveau ainsi que l'élévation du point de mesure. C'est pourquoi on a effectué le calibrage de

chaque pair de densimètre-éprouvette à sédimentation pour calculer la profondeur réelle de mesure (hR) en utilisant la formule suivante :

$$hR = (s-R / s) L (R / 2) - (V / 2F)$$

s : nombre de divisions principales sur l'échelle de densimètre (=30).

R : lecture sur l'échelle de densimètre.

L : longueur de l'échelle de densimètre (cm).

h / 2 : hauteur de la moitié de la partie inférieure du densimètre (cm).

V : volume de la partie inférieure du densimètre (cm³).

F : aire de la section d'éprouvette de sédimentation (cm²), F=900 /l.

l : distance entre les traits 100 et 1000 de l'éprouvette (cm).

La préparation des échantillons (libération des particules texturales élémentaires) est faite par la méthode combinée : physique (chauffage et agitation) et chimique (attaque par hexamétaphosphate de Na) la densité étant mesurée après 30 secondes, 1', 2', 5', 15', 45 minutes et 2h, 24h, 48, 68heurs.

A partir de la courbe cumulative, nous avons déterminé les groupes d'éléments texturaux : sables grossiers (2,0-0.2mm), sables fins (0.2-0.05mm), sables (2.0-0.05mm), limons grossiers (0.05-0.02mm), limons fins (0.02-0.002mm), limons (0.05-0.002mm), argiles (<0.002mm) particules < 0.001mm et particules entre 0.05 et 0.001mm. En utilisant les deux dernières valeurs, nous avons calculé le facteur de restructuration (F_s) d'après **Valla & al ., 1980.**

Pour classer la composition granulométrique, nous avons utilisé le triangle de textures des U.S.A.

II. 3. Calcaire total

Nous avons utilisé la méthode volumétrique de BERNARD, la décomposition des carbonates était effectuée par HCl à 10 % en prenant comme témoin le CaCO₃ pur.

Tableau N° : L'échelle d'interprétation

Carbonates (%)	Charge en calcaire
≤ 0.3	Très faible
$> 0.3 \leq 3.0$	Faible
$> 3.0 \leq 25.0$	Moyenne
$> 25.0 \leq 60.0$	Forte
> 60.0	Très forte

II. 4. Acidité du sol

Les sols de la région étudiée sont calcaires. C'est la raison pour laquelle on n'a dosé qu'une seule forme d'acidité, l'acidité actuelle. Pour mesurer le pH /H₂O on a utilisé les électrodes au calomel comme l'électrode de référence et l'électrode de verre comme mesure (indicatrice). Le rapport sol/liquide est toujours égal à 1/2,5.

Tableau N° : L'échelle d'interprétation

pH /H₂O	Sol
≤ 4.9	Très acide
$> 4.9 \leq 6.0$	Acide
$> 6.0 \leq 7.0$	Peu acide
7.0	Neutre
$> 7.0 \leq 8.0$	Peu alcalin
$> 8.0 \leq 9.4$	Alcalin
> 9.4	Très alcalin

II.5. La matière organique

La quantité de la matière organique était déterminée après préparation de la terre fine II (<0.2mm) par la méthode **TJURIN** modifiée (**Valla & al, 1980**).

Il s'agit de l'oxydation du carbone organique par l'oxygène de K₂Cr₂O₇ en milieu sulfurique avec le dosage de l'excès de bichromate de potassium par la solution du sel de Mohr. Pour visibilité la fin du titrage, on a utilisé la méthode électrométrique (dead stop) qui est beaucoup plus précise que la détermination calorimétrique. Pour convertir le pourcentage du carbone organique oxydé en pourcentage d'humus, on a utilisé le coefficient WELTE.

III.1. Mode de prélèvement

L'eau souterraine est prélevée dans des flacons de 1L, préalablement nettoyés et rincés à l'eau, sont immergés avec précaution à quelques centimètres sous la surface de l'eau et remplis jusqu'au débordement afin d'éviter la formation de bulles d'air.

Les bouteilles sont stockées à la température de 4°C dans une glacière afin d'inhiber la dégradation de la matière organique.

III.2. Analyses physico- chimiques

III.2.1. Température

La température de l'eau est mesurée à l'aide d'un thermomètre, lors du prélèvement de l'échantillon.

III.2.2. pH

Grandeur mesurant la concentration des ions hydrogènes dans une solution. C'est une mesure de l'acidité de la solution. Par définition, le pH «pouvoir hydrogène». Appareil utilisé est le pH mètre.

III. 2.3. Conductivité

La conductivité est liée à la présence des ions et augmente avec la température et la concentration en sels dissous. Elle est exprimée en siemens par centimètre (s /cm).

III.2.4. Oxygène dissous

Dans les eaux naturelles, l'Oxygène dissous est un facteur écologique essentiel car sa présence permet la respiration des êtres vivants aquatiques. En absence de cet élément, on peut supposer qu'elle a été le siège d'une intense vie microbienne qui a eu pour effet la destruction des déchets organiques en les oxydant.

III.2.5. Les nitrates

Les nitrates sont l'origine de toutes les formes d'azote, leur présence excessive dans les eaux atteste d'une dégradation de la qualité de celles-ci. Pour l'analyser la méthode utilisée est de les réduire en nitrites par l'ajout d'hydrazine en milieu alcalin et en présence de sulfate de cuivre.

III.2.6. Les nitrites

Pour quantifier les nitrites dans l'eau on utilise la méthode à l'acide sulfanilique.

III.2.7. La matière en suspension

Un échantillon représentatif est filtré à travers une membrane filtrante en fibre de verre ayant une porosité nominale de 1,5 μm , préalablement rincée et séchée à 105°C. Les matières retenues sur le filtre sont séchées à 105°C puis pesées avec le filtre. La masse de matières en suspension est obtenue en faisant la différence entre la masse du filtre incluant les résidus séchés et la masse initiale du filtre, tout en tenant compte du volume filtré (**web 2**).

III.2.8. Salinité

La salinité est le poids en grammes de résidu solide contenu dans un kilogramme d'eau de mer quand tous les carbonates ont été transformés en oxydes, le brome et l'iode remplacés par le chlore, et que toute la matière organique a été complètement oxydée (**web 3**).

Cette salinité est exprimée en gramme de sel par litre d'eau (g/l).

Résultats et discussion

Introduction

L'absence des travaux sur d'autres plantes similaires à l'étude que nous avons effectuée sur les six parties de *Zizyphus lotus* ainsi que la rareté des travaux antérieurs nous a contraint à concevoir le plan de travail suivant :

- ✚ Teneur en eau et les tests phytochimiques. Extraction
- ✚ sélective (Tannins, Flavonoïdes). Dosage des phénols
- ✚ totaux et des tannins condensés et hydrolysable.
- ✚ Analyse chromatographique sur couche mince (CCM).

I.1. Teneur en eau

C'est la quantité d'eau qui s'évapore d'un échantillon lorsqu'on le met dans une étuve maintenue à 105°C pendant une durée déterminée.

La teneur en eau dans les six parties étudiées de *Zizyphus lotus* est représentée dans la figure suivante :

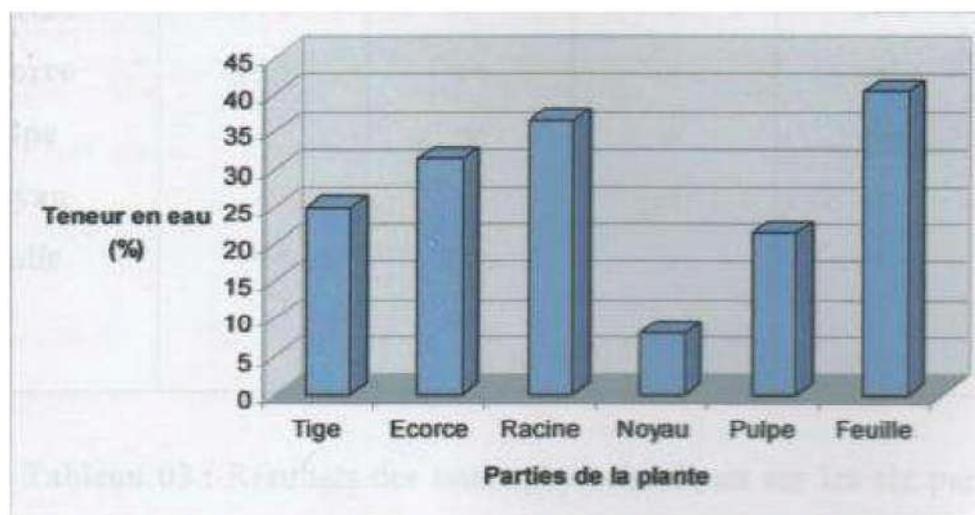


Figure 16: Teneur en eau dans les différentes parties de *Zizyphus lotus*

Les résultats obtenus révèlent que la partie la plus riche en eau est les feuilles (40.5%), alors que pour les autres parties la teneur en eau varie mais a des écarts plus ou moins négligeable à l'exception de celle du noyau que nous avons estimé à 8%.

I.3. Tests phytochimiques

Une précipitation, une turbidité ou une coloration par des réactifs spécifiques permet la détection des différentes familles de composé chimiques.

Les résultats des tests phytochimique effectués sur les 6 parties de la plante à savoir feuille, tige, racine, écorce, pulpe et noyau, sont représentés dans les tableaux suivants :

Tableau 14: Résultats des tests phytochimique sur les six parties de Zizyphus lotus par l'épuisement par l'eau.

Famille des composés	Saponoside	Tannins	Amidon	Composés réducteurs	Alcaloïdes
Parties de la plante					
Tige	+++	+	-	++	+++
Racine	+++	+	-	+++	+++
Ecorce	+++	++	-	+	+++
Pulpe	-	+	-	+++	-
Noyau	-	-	-	+	+++
Feuille	+++	+++	-	+++	-

Tableau 15: Résultats des tests phytochimique sur les six parties de Zizyphus lotus par l'épuisement par l'éthanol.

Famille des composés	Alcaloïdes	Flavonoïdes	Tannins	Composés réducteurs	Anthracénosides	Anthocyanoside	Coumarine	Stérol et stéroïdes
Parties de la plante								
Tige	++	+	+++	+++	-	-	-	-
Racine	+++	+	+++	+++	-	-	-	++
Ecorce	+++	+	+++	+++	-	-	-	-
Pulpe	+++	+	+++	+++	-	-	-	+
Noyau	+++	+	+	-	-	-	-	-
Feuille	+	+	+	+++	-	-	-	+

Tableau 16: Résultats des tests phytochimique sur les six parties de Zizyphus lotus par l'épuisement par l'éther diéthylique.

Famille des composés	Huile volatile	Alcaloïdes	Emadols	Ac gras
Parties de la plante				
Tige	-	-	-	+++
Racine	-	-	-	+
Ecorce	+	-	+	-
Pulpe	+++	-	-	+
Noyau	+++	-	-	+++
Feuille	+	-	-	+++

La légende : - test négatif

+ Test faiblement positif

++ Test positif

+++ Test fortement positif

Ces résultats expérimentaux montrent la présence massive des alcaloïdes, flavonoïdes, tannins, composés réducteurs et saponosides au niveau des 6 organes étudiés de Zizyphus lotus.

✚ *L'extrait aqueux* : nous a montré la présence des saponosides en quantité importante au niveau de la tige, racine, écorce et feuille tandis qu'elle est nulle au niveau du noyau et de la pulpe.

✚ *L'extrait éthanolique* : nous avons noté que les racines sont riches en stérol et en stéroïde, alors que la révélation des organes restants se répartit entre sa présence nulle (tige, écorce, noyau) et sa présence faiblement positive (pulpe, feuille).

Les composés réducteurs présentent une quantité remarquable au niveau de la tige, racine, écorce, pulpe et feuille, lors de l'épuisement du matériel végétal par l'éthanol et l'eau.

L'examen phytochimique nous renseigne aussi sur les quantités remarquables en tannins dans l'extrait éthanolique suivi de l'extrait aqueux.

✚ *L'extrait éthérique* : dans cet extrait, la plante contient des acides gras en quantité remarquable par contre les huiles volatiles se trouvent en quantité importante au niveau de la pulpe et du noyau.

Les alcaloïdes sont également présent en quantité importante dans l'extrait éthanolique et l'extrait aqueux par rapport à l'extrait éthérique.

En outre, ces tests montrent l'absence totale des Antracenosides, anthocyanosides, emodols et coumarines dans ces extraits.

Des travaux effectués par **Singh et Pandey., (1995) ; Ghe'dira et all., (1995)** sur les espèces du genre *Zizyphus lotus* nous ont confirme la présence d'alcaloïdes peptidiques et saponines dans les racines et les écorces.

Enfin, selon ces résultats ont déduit que *Zizyphus lotus* est une plante riche en poly phénols notamment en flavonoïdes et en tannins ainsi qu'en alcaloïdes.

I.4. Dosage des phénols totaux

Au cours de l'épuisement de *Zizyphus lotus* par l'éthanol, l'eau et l'éther diéthylique (tests phytochimique), nous avons pu mettre en évidence la présence des composées phénoliques (tannins et flavonoïdes), ceci nous a incité à effectuer le dosage de ces phénols totaux et à déterminer leur taux dans notre matériel biologique.

Le taux d'analyse des phénols totaux dans les 4 parties de la plante *Zizyphus lotus* (tige, racine, pulpe, écorce) est représenté dans la figure suivante :

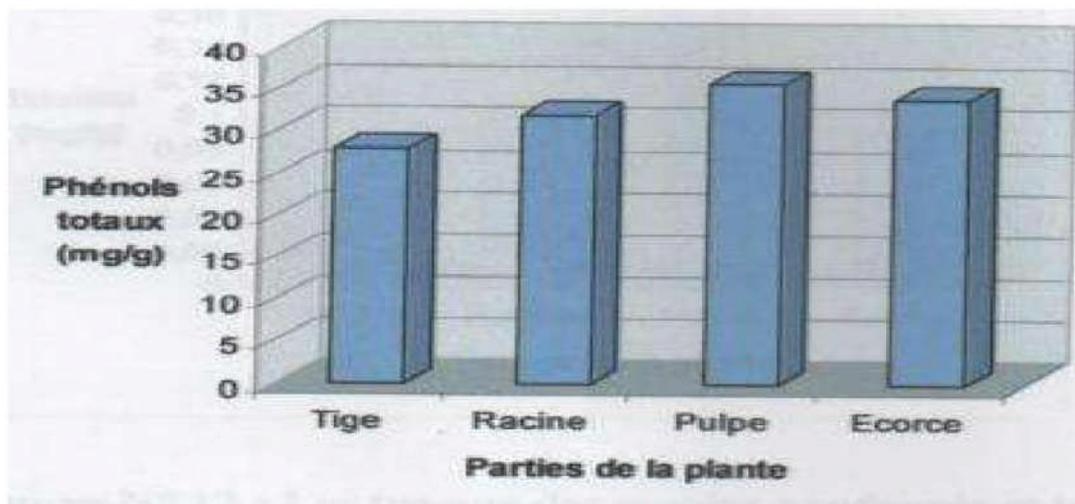


Figure 17: Teneur en phénols totaux dans les quatre parties de *Zizyphus lotus*

Selon les résultats illustrés dans l'histogramme ci-dessus on a pu constater la présence des phénols en quantité variable dans les organes cités ci-dessus.

Ce qui pourrait expliquer les propriétés bio actives (anti-inflammatoires ou antivirales, antioxydantes et ou antiseptiques) que possèdent cette plante (Fortin & al., 1990) .

Selon l'étude effectuée sur *Zizyphus vulgaris*, la teneur en phénols totaux dans les racines est de 150 mg/g alors que dans la présente étude, cette teneur est de 31.92mg/g (Boudjama., 2006).

□ Tannins condensés et hydrolysables

Le dosage des tannins condensés et des tannins hydrolysables, effectué sur les 4 parties (tige, racine, écorce, pulpe) de *Zizyphus lotus* a permis de déterminer les teneurs de ces composés par rapport à la matière sèche.

Les teneurs des tannins condensé et hydrolysables sont mentionnés dans l'histogramme ci-dessous :

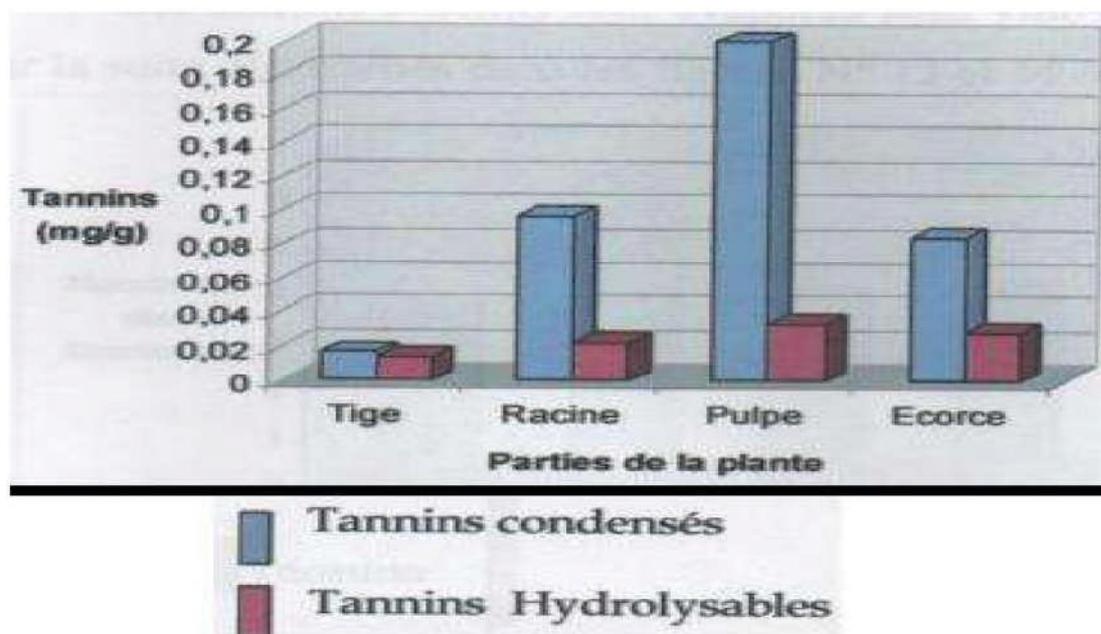


Figure 18: Les teneurs des tannins condensés et tannins hydrolysables dans les 4 parties de *Zizyphus lotus*.

D'après l'histogramme on observe que la pulpe est riche en tannins hydrolysables et en tannins condensés avec une quantité élevée que des autres parties.

La contenance des racines de *Zizyphus vulgaris* en tannins condensés déterminée lors de l'étude de **Boudjama** est de l'ordre de 5.80% ceci nous amène à déduire que nos racines sont pauvres (0.097%) en tannins condensés par rapport à cette plante.

On peut confirmer que la moitié des tannins existants au niveau des 4 parties étudiés de *Zizyphus lotus* sont de type condensés qui ont été désignés lors de l'examen phytochimique par une réaction positive, une coloration verte foncée avec la solution de chlorure ferrique.

I.5. Extraction sélective

Suite aux examens phytochimique effectués, nous avons remarqué la présence de quelque familles de composés phénoliques existants chez *Zizyphus lotus*, ce qui nous a poussé à faire une extraction sélective de ces derniers a fin d'essayer de connaitre leur rendement et de pouvoir identifier quelques composants par une chromatographie sur couche mince.

Les extraits obtenus sont évaporés sous vide et les rendements des résidus sont par la suite déterminés dans les figures 19 et 20:

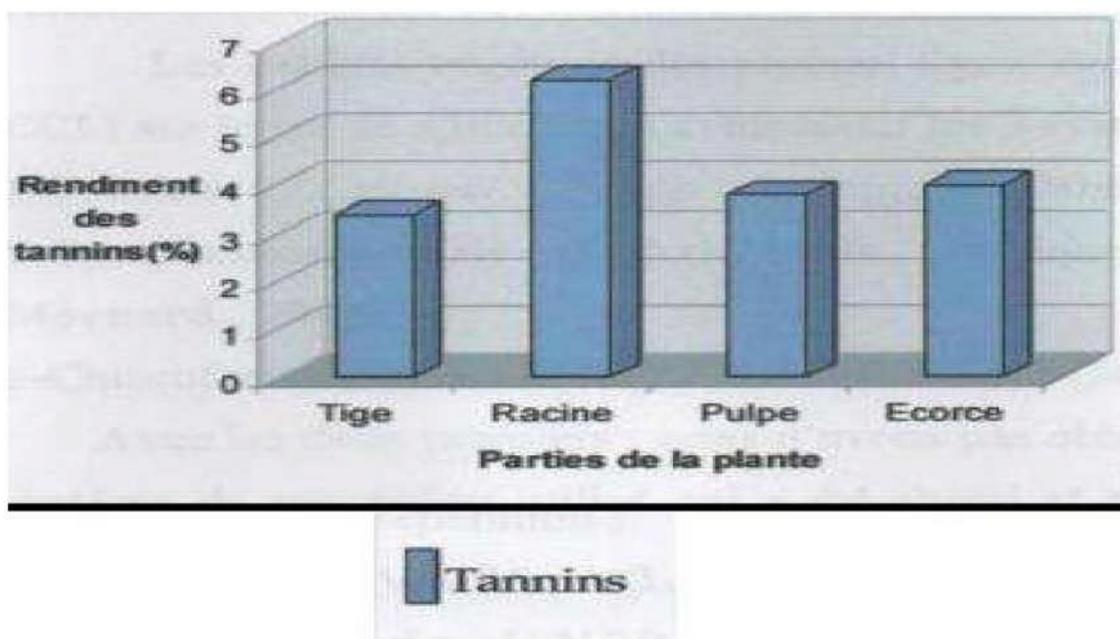


Figure 19: Teneurs en tannins dans *Zizyphus lotus*

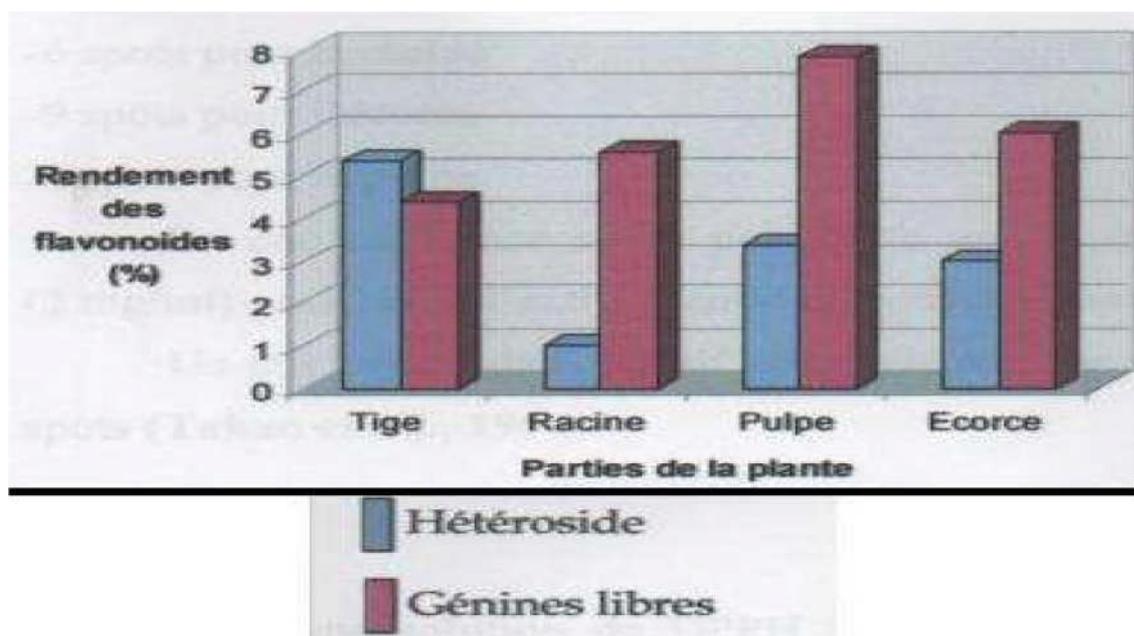


Figure 20: Teneurs en composés flavonoidiques (génines libre et hétérosides) dans *Zizyphus lotus*

Cette étude nous indique que notre plante contient plus de flavonoides que les tannins.

Les tannins se trouvent en quantité importante (6.20%) au niveau des racines par contre les flavonoïdes sont présents en valeurs plus ou moins proche au niveau des quatre parties.

I.6. Analyse qualitative de *Zizyphus lotus*

I.6.1. Chromatographie sur couche mince des tannins

L'application de la CCM, comme moyen d'analyse et d'identification de certains constituants des tannins dans les 4 parties étudiées de *Zizyphus lotus*.

Les extraits végétaux des racines, tige, écorce, pulpes ont été analysés par CCM sur le gel de silice après avoir testé les 3 systèmes de séparation :

1. Toluène /Acétone / Acide formique (30 :30 :10 ; V/V/V), (**Léa., 1978**).
2. Cyclohexane /Acétate d'éthyle / Acide formique (30 :15 :5 ; V/V/V), (**Sarié & Mornard., 2004**).
3. Chloroforme /Acétate d'éthyle /Acide formique (50 :50 :10 ; V/V/V).

Avec les deux premiers : nous n'avons pas obtenus de migration par contre le 3^{ème} système de séparation utilisé qui a été choisi et adapté en fonction des composés à séparer (tannins galliques et catéchiques) (**Krut., 1971**), il a donné les résultats suivant :

- 5 spots pour la tige
- 6 spots pour la racine
- 9 spots pour l'écorce
- 6 spots pour la pulpe

La couche mince a été pulvérisée par la suite avec une solution de DPPH (2mg /ml) pour tester l'activité antioxydante des composés.

Un test antioxydant positif est révélé par l'apparition d'une coloration jaune des spots (**Takao & al., 1994**).

Les résultats obtenus sont illustrés dans les tableaux 17, 18, 19,20 et la photo n°2 :

Tableau 17: Analyse qualitative par CCM des tannins de la tige de *Zizyphus lotus*

Nombre des spots	Rf	Détection par l'UV	Composés identifiés	Test antioxydant qualitatif (Takao & al., 1994)
1	0.21	Mauve		+
2	0.36	Mauve		+
3	0.54	Jaune		+
4	0.73	Mauve		-
5	0.78	Bleu foncé	Ac vanillique	-

Tableau 18: Analyse qualitative par CCM des tannins de la racine de *Zizyphus lotus*

Nombre des spots	Rf	Détection par l'UV	Composés identifiés	Test antioxydant qualitatif (Takao & al., 1994)
1	0.094	Vert clair		-
2	0.22	Mauve		-
3	0.33	Vert		-
4	0.51	Mauve		+
5	0.58	Bleu violacé	Phloroglucinol	+
6	0.74	Mauve foncé		-

Tableau 19: Analyse qualitatif par CCM des tannins de l'écorce de *Zizyphus lotus*

Nombre des spots	Rf	Détection par l'UV	Composés identifiés	Test antioxydant qualitatif (Takao & al., 1994)
1	0.2	Mauve		+
2	0.37	Mauve foncé		+
3	0.55	Jaune clair		+
4	0.61	Jaune clair		+
5	0.66	Jaune clair		-
6	0.72	Bleu		-
7	0.74	Bleu		+
8	0.78	Bleu foncé	Ac Vanillique	-
9	0.82	Mauve	Pyrocathécol	+

Nombre des spots	Rf	Détection par l'UV	Composés identifiés	Test antioxydant qualitatif (Takao & al., 1994)
1	0.12	Vert		-
2	0.16	Vert clair		-
3	0.34	Jaune vert		-
4	0.40	Vert clair		-
5	0.68	Bleu violacé	Phloroglucinol	+
6	0.76	Mauve clair	Hydroquinone	+

Tableau 20: Analyse qualitative par CCM des tannins de la pulpe *Zizyphus lotus*

Légende : + : présence d'activité antioxydante

- : absence d'activité antioxydante

Les Rf des tache obtenus ont été comparés à ceux des étalons utilisés et disponibles de notre laboratoire à savoir : Pyrocathécol, Ac vanillique, Résorcinol, Hydroquinone, Phloroglucinol.

Tableau 21: Les Rf des étalons et leur couleur

Noms des étalons	Rf des étalons	Couleur
Phloroglucinol	0.58	Bleu violacé
Hydroquinone	0.76	Mauve clair
Résorcinol	0.77	Violet
Ac Vanillique	0.78	Bleu foncé
Pyrocathécol	0.82	Mauve

Ces comparaisons ont permis de déterminer que notre plante présente 4 Rf 0.58 ; 0.76 ; 0.78 et 0.82 correspondant respectivement au

- Phloroglucinol au niveau de la pulpe et de la racine.
- Hydroquinone au niveau de la pulpe.
- Acide vanillique au niveau de l'écorce et la tige.
- Pyrocathécol au niveau de l'écorce.

Nous n'avons pas pu identifier les autres spots par manque d'étalons. Une activité antioxydante plus marquée de couleur jaune a été prouvée dans la majorité des composés issus des quatre parties de la plante.

Ce même test mais avec un résultat faiblement positif tirant vers la négativité illustré par la disparition de la couleur jaune après quelques secondes de la pulvérisation de la plaque par le DPPH. Ceci pourrait être dû à leur présence en très faible concentration.

I.6.2. Chromatographie sur couche mince des flavonoïdes

La détection de certains flavonoïdes dans les 4 parties étudiés de *Zizyphus lotus* (tige, racine, écorce, pulpe) a été effectué par chromatographie sur couche mince à l'aide de 9 systèmes (**Medic Sarié & al., 2003**).

1. Cyclohexane /Acétate d'éthyle /Ac formique (30 :15 :5) ;(V/V/V).
2. Toluène /Acétone /Ac formique (38 :10 :5) ;(V/V/V).

3. n-hexane /Acétate d'éthyle /Ac formique (31 :14 :5) ;(V/V/V).
4. Ether de pétrole / Acétate d'éthyle /Ac formique (30 :15 :5) ;(V/V/V).
5. Carbone tétrachloride /Acétone /Ac formique (35 :10 :5) ;(V/V/V).
6. n-hexane /Acétate d'éthyle /Ac acétique (31 :14 :5) ;(V/V/V).
7. Toluène/ Acétate d'éthyle /Ac formique (36 :12 :5) ;(V/V/V).
8. Cyclohexane /Acétate d'éthyle /Ac acétique (31 :14 :5) ;(V/V/V).
9. Toluène/ Acétate d'éthyle /Ac acétique (36 :12 :5) ;(V/V/V).

En général, le choix d'un solvant approprié s'effectue en fonction de la force d'élution (Schweet., 1993).

Ceci a permis de constater ce que suit :

- ✓ Les 5 premiers éluents ne sont pas appropriés pour la séparation des flavonoïdes dans les 4 échantillons étudiés de *Zizyphus lotus* car nous n'avons pas obtenu de migration des composés.
- ✓ Pour les 3 qui suivent, les résultats qui ont été trouvés sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau 22: Analyse qualitative par CCM des flavonoides des quatres parties de *Zizyphus lotus* par les trois systèmes.

Eluant	Proposition	Partie de la plante	Composés identifiés			
			La phase	RF	Couleur	Identification des composants
n-hexane acétate d'éthyle / Ac acétique	31/14/5	Pulpe	Acétate d'éthyle	0.47	Rouge claire	Hydroxyflavone
		Ecorce	Acétate d'éthyle	0.52	Rouge	Kaempferol
		Tige	/	/	/	/
		Racine	/	/	/	/
Toluène/Acétate d'éthyl / Ac formique	36/12/5	Pulpe	Acétate d'éthyle	0.46	Mauve	7-Hydroxyflavone
				0.77	Jaune fluorescent	3- Hydroxyflavone
		Ecorce	Ether diéthylique	0.77	Jaune fluorescent	3- Hydroxyflavone
				0.46	Mauve	7- Hydroxyflavone
		Tige	Acétate d'éthyle	0.77	Jaune fluorescent	3- Hydroxyflavone
			Ether diéthylique	0.77	Jaune fluorescent	3- Hydroxyflavone
		Racine	Acétate d'éthyle	0.77	Jaune fluorescent	3- Hydroxyflavone
	0.77		Jaune fluorescent	3- Hydroxyflavone		
Cyclohexane/Acétate d'éthyle / Ac acétique	31/14/5	Pulpe	Acétate d'éthyle	0.44	Rouge	Nargenin
		Ecorce	Acétate d'éthyle	0.44	Rouge	Nargenin
		Tige	Acétate d'éthyle	0.62	Jaune	6- Hydroxyflavone
			Ether diéthylique	0.42	Mauve	7- Hydroxyflavone
		Racine	Acétate d'éthyle	0.42	Mauve	7- Hydroxyflavone
			Ether diéthylique	0.62	Jaune	6- Hydroxyflavone

Le premier éluant a permis d'identifier seulement 2 composés l'un au niveau de la pulpe qui témoigne la présence d'hydroxyflavone ou Kaempferol, l'autre au niveau de l'écorce qui est le Nargénin.

Le 2^{ème} éluant tout comme le précédent éluant, il n'a pu identifier que 2 composés ; le 3 hydroxyflavone qui est présent en abondance au niveau des 4 parties de la plante, et le 7 hydroxyflavone avec une présence limitée (au niveau de 2 parties seulement : la pulpe et l'écorce).

Le 3^{ème} éluant : Dans ce cas le nombre de composé identifié a augmenté à 3 :

- Le 1^{er} qui est facteur commun entre la pulpe et l'écorce (Nargénin) a pu être identifié de la pulpe et l'écorce.
- Les 2 autres le 7-hydroxyflavone et le 6-hydroxyflavone, caractérisent ensemble tige et racine.

Pour ce qui est du dernier système :

Toluène /Acétate d'éthyle /Ac acétique (36 :12 :5) ;(V/V/V) sa capacité d'identifier des composés a été plus marquée par rapport aux systèmes précédents puisqu'il a permis la détection de 4 composés.

Les résultats obtenus sont mentionnés dans le tableau 23 et la photo 1:

Tableau 23: Analyse qualitatif par CCM des flavonoïdes des 4 parties de Zizyphus lotus par les systèmes approuvé

Partie de la plante	Phase acétate d'éthyle			Phase d'éther diéthylique			Composés identifiés probables (Medic Sarié & al., 2003)	
	Nb de spots	Rf	Détection UV	Nb de spots	Rf	Détection UV	Rf	Identification
Tige	1	0.3	Bleu fluorescent	1	0.28	Bleu fluorescent	0.3	Caféique acid
	2	0.65	Jaune clair	2	0.61	Jaune clair	0.61	6-hydroxyflavone
Racine	1	0.27	Bleu	1	0.27	Bleu	0.27	Quercetine
	2	0.61	Jaune fluorescent	2	0.61	Jaune fluorescent	0.61	6-hydroxyflavone
Ecorce	1	0.26	Jaune	1	0.26	Jaune	0.61	6-hydroxyflavone
	2	0.53	Rouge foncé					
	3	0.61	Jaune clair					
Pulpe	1	0.26	Mauve bleu				0.51	O-Acid coumarique
	2	0.51	Rouge clair					P-Acid coumarique

Cette analyse a permis d'identifier les composés flavonoïques qui sont :
L'acide caféique, 6-hydroxyflavone, Quercétine, O- Acide coumarique ou bien P- acide coumarique.

En plus de la présence du composé majoritaire qui est le 6-hydroxyflavon approuvé par l'expérience dans la tige et l'écorce, il y a d'autres composants :

- Au niveau de la tige, il ya l'acide cafeique.
- Au niveau de la racine, il ya la Quercetine.
- Dans la pulpe l'analyse a révélé l'existence d'un composé qui doit etre soit le O-Acide coumarique ou le P- Acide coumarique.

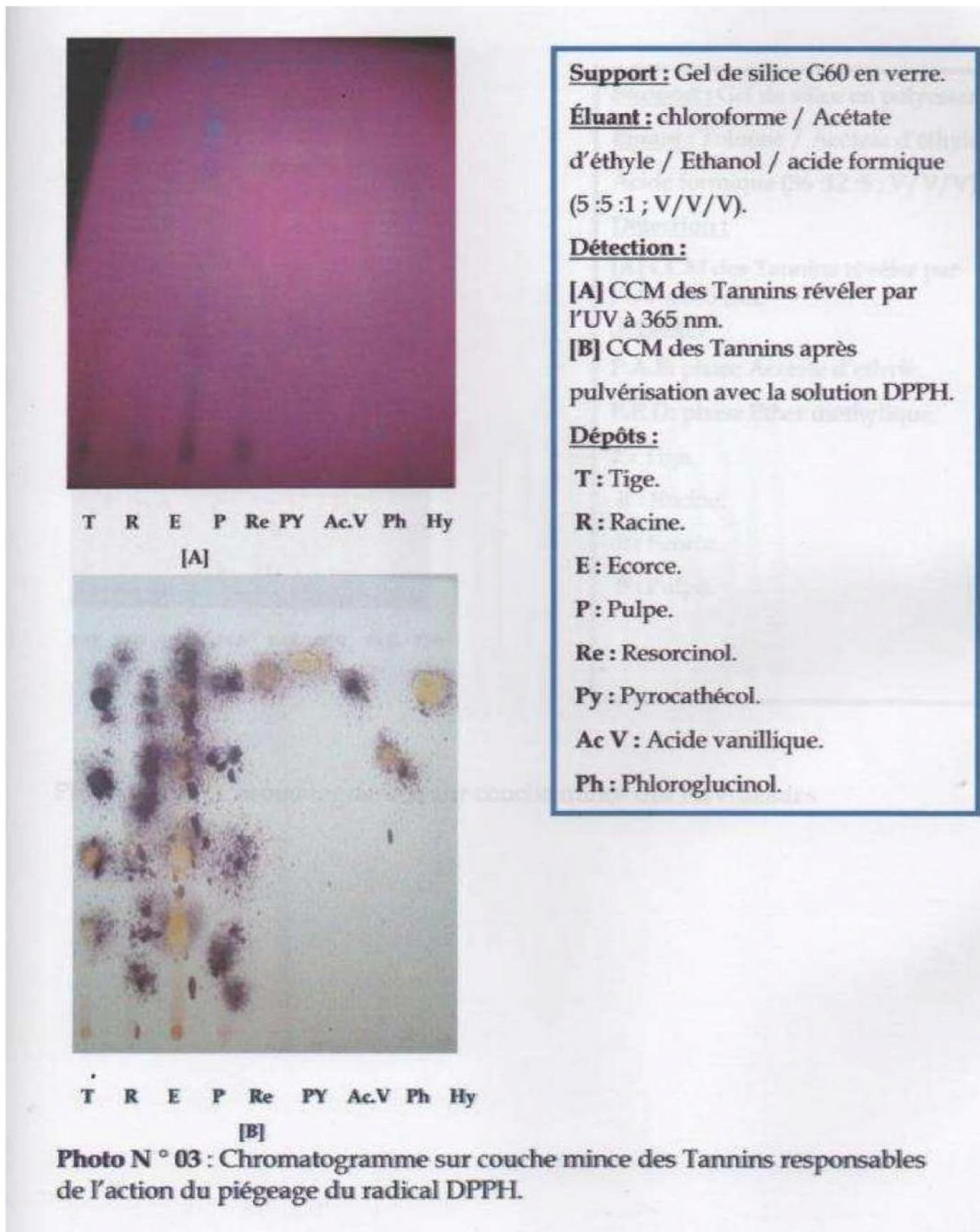
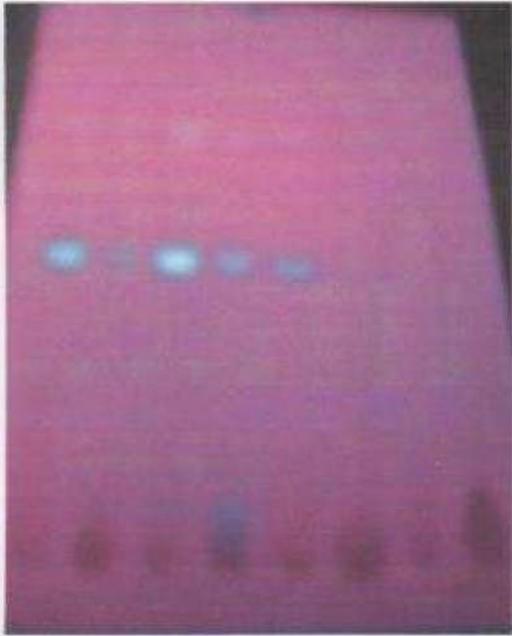


Photo 1 : Chromatographie sur couche mince des Tannins responsables de l'action du piégeage du radical DPPH.



P.A.E. P.E.D. P.A.E. P.E.D. P.A.E. P.E.D. P.A.E. P.E.D.
T R E P

Support : Gel de silice en polyester.

Éluant : Toluène / Acétate d'éthyle /
Acide formique (36 :12 :5 ; V/V/V).

Détection :

[A] CCM des Tannins révéler par
l'UV à 365 nm.

Dépôts :

P.A.E: phase Acetate d'éthyle.

P.E.D: phase Ether diéthylique.

T : Tige.

R : Racine.

E : Ecorce.

P : Pulpe.

Photo N ° 04 : Chromatogramme sur couche mince des Flavonoïdes

Photo 2 : Chromatographie sur couche mince des Flavonoïdes

Chapitre II : Interprétation des résultats des analyses pédologique du sol

II.1. Analyse granulométrique

Tableau 24: Textures des sols

	Argile %	Limons %	Sable %	Texture du sol
Echantillon 1	20	32	48	Limoneuse
Echantillon 2	23	34	43	Limoneuse
Echantillon 3	25	33	42	Limoneuse

D'après le triangle des textures (**SOIL SURVEY MANUAL., 1951**) ; les trois sols sont des sols limoneux.

Nos échantillons sont surtout formés de sables fins et de limons. On dit de ces sols qu'ils sont « battants », c'est-à-dire qu'ils ont tendance à former une croûte en surface sous l'effet des pluies et des arrosages, ce qui les rend imperméables à l'eau et à l'air. Ils se colmatent aussi très facilement, ce qui a pour effet d'asphyxier les racines des végétaux et les organismes vivants du sol.

II.2. Analyses chimiques

II. 2.1. Calcaire totale (CaCO_3)

Le calcaire total est une des composantes héritées du sol, éventuellement légèrement modifiable par apports massifs et répétés d'amendements basiques. La présence de calcaire confère au sol des caractéristiques spécifiques en termes de comportements physique et chimique et influe sur son activité biologique.

Tableau 25 : Valeurs en pourcentage du calcaire total des 3 échantillons

Ain Fettah			
Echantillon	1	2	3
CaCO_3 %	12.50 %	12.13 %	12.18 %

Le caractère plus ou moins calcaire du sol est qualifié comme suit. Il apparaît sous la forme d'un commentaire sur les rapports de résultats d'analyses (tableau N°26)

Chapitre II : Interprétation des résultats des analyses pédologique du sol

Tableau 26: Qualification des sols suivant leur teneur en calcaire total (d'après LANO)

Taux de CaCO ₃ total à l'analyse	Qualification du sol
CaCO ₃ % ≤ 5%	Sol non calcaire
5 % < CaCO ₃ % ≤ 12.5 %	Sol faiblement calcaire
12.5 % < CaCO ₃ % ≤ 25 %	Sol modérément calcaire
25 % < CaCO ₃ % ≤ 50 %	Sol fortement calcaire
CaCO ₃ % > 50 %	Sol très fortement calcaire

Le calcaire total représente l'ensemble de calcaire présent dans le sol. Le calcaire actif est la fraction de Carbonate de Calcium (CaCO₃) qui s'altère rapidement et qui va fournir rapidement des ions calcium (Ca²⁺).

Le Calcium va permettre la création du complexe argilo-humique, qui est la base de la fertilité du sol. Par contre, un excès de calcium va bloquer l'assimilation de certains éléments comme le fer. Lorsque le calcaire actif est inférieur à 4%.

D'après nos résultats les trois échantillons présente un sol faiblement calcaire.

II. 2.2. La matière organique (M.O)

Le terme matière organique regroupe une somme importante et hétérogène de substances et composés carbonés d'origine végétale et animale. La nature de la matière organique du sol est très complexe : principalement des composés humiques, des racines, des microorganismes des lombricidés.

Tableau 27: Valeurs en pourcentage de la matière organique

Ain Fettah			
Echantillon	1	2	3
M.O (%)	3.56	3.66	3.59

Tableau 28: Interprétation du niveau de la matière organique

Matière organique	Quantité
Inferieure de 1%	Très faible
1% - 2%	Faible
2% - 3%	Moyenne
3% - 5%	Forte
Supérieure de 5%	Très forte

D'après les deux tableaux (N° 27 et N°28) les taux de matière organique de nos sols sont forts.

Chapitre II : Interprétation des résultats des analyses pédologique du sol

Dans le sol, les M.O assument de nombreuses fonctions agronomiques et environnementales :

- ✓ elles assurent le stockage et la mise à disposition pour la plante, par minéralisation, des éléments nutritifs dont elle a besoin ;
- ✓ Elles stimulent l'activité biologique, étant à la fois source d'énergie et d'éléments nutritifs pour les organismes du sol ;
- ✓ Elles ont un rôle central dans la structuration du sol et participent à sa stabilité vis-à-vis des agressions extérieures (pluie, tassement...) en limitant notamment l'érosion hydrique ;
- ✓ Elles favorisent le réchauffement du sol (coloration plus sombre des matières organiques) ;
- ✓ Elles contribuent à la perméabilité, l'aération du sol et la capacité de rétention en eau ;
- ✓ Elles jouent un rôle fondamental pour les autres compartiments de l'environnement en participant au maintien de la qualité de l'eau par leur forte capacité de rétention des polluants organiques (pesticides, hydrocarbures...) et minéraux (éléments traces métalliques) ;
- ✓ Mais elles peuvent être aussi source de polluants potentiels, comme les nitrates et les phosphates ;
- ✓ Elles influencent également la qualité de l'air, par le stockage ou l'émission de gaz à effet de serre. Elles ont un rôle de puits ou d'émetteur de carbone (principalement sous forme de CO₂). Certains changements d'usage des pratiques agricoles favorisent le stockage du carbone dans les sols (conversion de cultures en prairies). Au contraire, la mise en culture de ces prairies entraîne une diminution du stock de carbone.

II. 2.3. Le potentiel Hydrogène (pH) du sol

Tableau 29: pH des sols

Ain fettah			
Echantillon	1	2	3
pH	7.31	7.29	7.18

Tableau 30: La gamme des pH des sols

pH	Désignation des sols
3 - 4.5	Sols extrêmement acides
4.5 - 5	Sols très fortement acides

Chapitre II : Interprétation des résultats des analyses pédologique du sol

5 - 5.5	Sols très acides
5.5 - 6	Sols acides
6 - 6.75	Sols faiblement acides
6.75 - 7.25	Sols neutres
7.25 - 8.5	Sols alcalins
Au-dessus de 8.5	Sols très alcalins

Source : Soltner., 2000

Selon le tableau, et d'après nos résultats du pH nos sols sont tous alcalins, destinés à tout type de culture. Le pH du sol est un indice important de fertilité du sol, il exerce une influence très important sur l'assimilation des éléments nutritifs utiles pour la plante.

Conclusion

Le jujubier se développe sur des sols sableux, pierreux, terrains cultivés, rives de cours d'eau et de mares. Il supporte des sols temporairement inondés. Il se rencontre à l'état isolé, parfois en peuplements purs. Cependant, pour plus de production, il est conseillé de planter le jujubier sur un sol meuble et de préférence avec des possibilités d'irrigation. Une bonne teneur en matières organiques dans les horizons de surface est favorable pour une meilleure croissance et une bonne productivité de l'arbre.

Chapitre III : Interprétation des résultats des analyses physico-chimiques de l'eau souterraine (eau de puits)

III.1. Irrigation de jujubier

La reprise assurée, l'irrigation des jujubiers sera obligatoire ou facultative selon les buts visés, le site et le mode de culture (production fruitière intensive ou extensive). Normalement, la grande taille des arbres fruitiers a un grand impact sur la quantité d'eau à utiliser. L'approvisionnement en eau peut se faire à partir d'un cours d'eau permanent ou par le creusement d'un forage dans la parcelle même ou à proximité pour faciliter l'arrosage.

La quantité d'eau à utiliser par arbre ainsi que la fréquence des arrosages dépendent des propriétés physiques du sol, des conditions climatiques ainsi que du stade de développement de la plante. Cependant, les apports d'eau ne doivent pas inhiber la fructification car trop d'arrosage risque de favoriser le développement végétatif au détriment de la production de fruits.

Normalement, l'irrigation doit être interrompue (au moins un mois) pendant la période de floraison afin que le stress hydrique provoqué induise une meilleure floraison. La base du tronc est protégée de l'eau par une double cuvette pour éviter que l'immersion des pieds des jujubiers ne favorise l'apparition de maladies cryptogamiques comme la gommose.

III.2. La qualité de l'eau d'irrigation

La qualité de l'eau utilisée pour l'irrigation est un paramètre essentiel pour le rendement des cultures, le maintien de la productivité du sol et la protection de l'environnement. Ainsi, les propriétés physiques et chimiques du sol, telles que sa structure (stabilité des agrégats) et sa perméabilité, sont très sensibles au type d'ions potentiellement échangeables présents dans les eaux d'irrigation.

Les eaux souterraines ont pendant longtemps, été synonymes « eaux propres » répondant naturellement aux normes de potabilité. Les eaux souterraines sont en effet moins sensibles aux pollutions accidentelles, néanmoins, de nombreuses nappes sont influencées par la qualité des eaux de surface (Armand., 1996).

Chapitre III : Interprétation des résultats des analyses physico-chimiques de l'eau souterraine (eau de puits)

III.2.1. Les paramètres organoleptiques de l'eau souterraine

- ✚ **L'odeur** : L'eau étudiée (eau souterraine) ne présente aucune odeur caractéristique, ceci indique l'absence de produits chimiques et de matières organiques en décomposition.
- ✚ **La couleur** : la couleur de cette eau est légèrement trouble n'est pas destinée à la consommation.

III.2.2. Les paramètres physico-chimiques de l'eau souterraine

Les analyses ont pour but d'évaluer la qualité physico-chimique de l'eau souterraine, pour cela deux prélèvements ont été effectués. Ces résultats sont portés sur le tableau suivant :

Tableau 31: Résultats des analyses physico-chimiques de l'eau souterraine

Paramètres	Valeurs limites	Echantillon 1	Echantillon 2
Température (°C)	$T^{\circ} \geq 20$	23	21
pH	6.5 - 8.5	7.81	7.72
MES à 105°C (mg/l)	500	19	22
Salinité (g/l)	0.25	0.19	0.25
Oxygène dissout (mg/l)	6.5-8.5	6.25	6.43
Nitrates (mg/l)	50	0.05	0.07
Nitrites (mg/l)	0.1	6.65	7.25

III.2.2.1. La température

La température de l'eau est un paramètre de confort pour les usagers, elle permet également de corriger les paramètres d'analyse dont les valeurs sont liées à la température (conductivité notamment). La température de notre eau étudiée est presque constante (14 et 16°C) malgré le changement de température de l'air selon le climat (16.8 et 30°C). Ceci montre que la zone de l'aquifère est assez profonde. La température des eaux destinées à l'irrigation dans cette étude varie entre 23°C et 21°C.

Chapitre III : Interprétation des résultats des analyses physico-chimiques de l'eau souterraine (eau de puits)

III.2.2.2. Le potentiel d'hydrogène (pH)

C'est l'un des paramètres parmi les plus importants pour la qualité de l'eau. Il caractérise un grand nombre d'équilibre physicochimique et dépend de facteurs multiples, dont l'origine de l'eau.

Les valeurs du pH dans la région d'étude varient entre 7.81 et 7.72.

III.2.2.3. La matière en suspension

La présence de matières en suspension dans les eaux provient du lessivage des rues, de l'érosion du sol et du rejet dans les effluents industriels et domestiques de toutes les matières plus ou moins solubles des activités humaines. La présence de MES cause la turbidité de l'eau et peut affecter la croissance des différents organismes vivants. Selon (**Degremont., 1990**), la détermination des matières en suspension est important car elle permet d'évaluer la charge polluante, cette mesure est en matière colloïdale d'origine minérale et /ou organique.

III.2.2.4. Conductivité

La conductivité est une mesure du contenu de l'eau en sels dissous.

D'après **Rodier., 1996** il est possible de classer les eaux d'irrigation d'après la conductivité spécifique à 25°C (CE 25°C).

Tableau 32 : interprétation de la conductivité

Qualité d'eau	CE 25°C (μ/cm)
Eau non salin	CE 25°C < 250 μ/cm
Eaux à salinité moyenne	250 μ/cm < CE 25° ≤ 750 μ/cm
Eaux à forte salinité.	750 μ/cm < CE 25° ≤ 2250 μ/cm
Eaux à très forte salinité	2250 μ/cm < CE 25° ≤ 5000 μ/cm
Eaux à salinité excessive	5000 μ/cm < CE 25° ≤ 20000 μ/cm

En fait, la qualité d'une eau d'irrigation ne peut être établie qu'en fonction du sol qui la reçoit et de la culture à pratiquer. Les deux échantillons font partie de la catégorie des eaux appelé : eau à salinité moyenne d'après nos résultats (314 μ/cm pour le premier échantillon et 298 μ/cm pour le deuxième échantillon).

Chapitre III : Interprétation des résultats des analyses physico-chimiques de l'eau souterraine (eau de puits)

III.2.2.5. La salinité

La mesure de la conductivité fournit une indication de la concentration ionique et apprécier la quantité de sels dissous dans l'eau, donc de sa minéralisation.

L'excès de teneur en sel est l'un des soucis principaux avec l'eau utilisée pour l'irrigation. Une concentration élevée en sel dans l'eau ou dans les sols affectera négativement le rendement des récoltes, provoquera une dégradation des sols et une pollution des eaux souterraines (**Web 5**).

En général, l'eau utilisée pour l'irrigation doit avoir un degré faible ou moyen de salinité et c'est le cas de nos deux échantillons qui révèle des chiffres inférieurs à 0.5g/l (0.19g/l pour le premier échantillon et 0.25g/l pour le deuxième).

III.2.2.6. Oxygène dissous

La teneur en Oxygène dissous est un paramètre important qui gouverne la majorité des processus biologiques des écosystèmes aquatiques. La concentration en *oxygène dissous* est la résultante des facteurs physiques, chimiques et biologiques.

La solubilité de l'oxygène dans l'eau diminue en fonction de la salinité et de la température. A 20 °C, la solubilité de l'oxygène est de 9 mg/l dans l'eau douce et de 7,4 mg/l dans de l'eau salée à 35 %. Ce sont les processus biologiques qui ont généralement une influence prépondérante sur les concentrations en oxygène dans l'eau.

L'oxygène dissous dans nos échantillons est très abondant mais il ne dépasse pas les limites normatives ce qui favorise l'activité biologique au niveau de ces eaux.

➤ Les nitrates

La concentration en nitrate dans les eaux souterraines est normalement basse, mais peut atteindre des niveaux élevés en raison de l'écoulement agricole, l'écoulement de décharge d'ordures, ou de contamination avec les déchets des animaux ou des humaines.

Pour l'eau étudiée, les valeurs des nitrates obtenue est de 0.05 mg/l pour le premier prélèvement et 0.07 mg/l pour le deuxième prélèvement, donc pas de toxicités d'eau car $\text{NO}_3^- < 50 \text{ mg/l}$.

Chapitre III : Interprétation des résultats des analyses physico-chimiques de l'eau souterraine (eau de puits)

➤ Les nitrites

Les deux prélèvements présentent des valeurs supérieures aux normes algériennes 0.1mg/l, pour le premier prélèvement il est de 6.65mg/l et pour le deuxième il est de 7.25mg/l, ce qui traduit une pollution de type organique

Les nitrites sont généralement absents dans les eaux superficielles ou présentes à des taux inférieurs à 0.01mg/l (Nesbet & Verneau., 1970).

Conclusion

Dans les zones arides et semi-arides, l'approvisionnement en eau d'irrigation constitue l'un des facteurs déterminants dans la production agricole, aussi bien dans l'intensification des cultures, que dans l'extension des surfaces irriguées. La rareté des ressources superficielles dans ces zones, on fait appel aux eaux souterraines. Le développement de l'agriculture dans ces zones rencontre actuellement, en dehors de la rareté des ressources hydriques, de nouveaux problèmes tels que le risque de salinisation des sols qui peut être apprécié par la conductivité électrique et celui de l'alcalinisation des sols.

Conclusion Générale

Ce travail nous a permis de mettre en valeur certains composés chimiques existants au niveau des six organes (racine, tige, écorce, feuille, pulpe et noyau) d'une plante médicinale appelée *Zizyphus lotus*.

L'étude phytochimique de ces organes montre que cette plante contient une teneur en eau plus ou moins importante surtout au niveau des feuilles (40.5%).

La mise en évidence des différentes familles de composés chimiques a été effectuée par trois solvants de polarité différente à savoir l'eau, l'éthanol et l'éther diéthylique.

En effet nous avons constaté que les tannins, les flavonoïdes et les alcaloïdes sont présents en quantité importante au niveau de la tige, racine, écorce et pulpe, par contre les composés réducteurs et saponosides sont présents en quantité convenable au niveau des six organes étudiés en proportion variable. D'autre part l'absence totale est signalée pour les Anthracénosides, anthocyanosides, émодols et coumarines.

Par cette étude nous avons décelé la présence en quantité importante de tannins et de flavonoïdes. Pour cela par des techniques d'extractions sélectives de ces composés, nous avons pu avoir les rendements de ces deux composés respectivement à savoir 6.2% au niveau de la racine et 7.8% dans la pulpe par l'éther diéthylique. En analysant ces résultats nous pouvons affirmer que le Sedra est riche en flavonoïdes et en tannins.

Zizyphus lotus possède une valeur remarquable en tannins condensés au niveau de pulpe.

L'application de la chromatographie sur couche mince des tannins a signalé la présence de certains composés qui sont principalement :

Acide vanillique dans la tige suivi du phloroglucinol dans la racine, encore une fois l'acide vanillique et le pyrocathécol dans l'écorce et enfin le phloroglucinol et l'hydroquinone dans la pulpe.

L'analyse des flavonoïdes par chromatographie sur couche mince nous a permis de mettre en évidence :

- ✚ L'acide caféique et 6-hydroxyflavone dans la tige ;
- ✚ La quercétine et 6-hydroxyflavone dans la racine ;
- ✚ Le 6-hydroxyflavone dans l'écorce ;
- ✚ Soit le O-acide coumarique ou le P-acide coumarique à partir de la pulpe.

Enfin on a pu montrer une activité antioxydante dans certains des composés lors d'un test antioxydant qualitatif au niveau des tannins.

Par ailleurs, l'analyse physicochimique des eaux d'irrigation et des sols de culture à savoir pH, matière organique, salinité, calcaires...

Les résultats des sols révèlent :

- ✚ Une texture limoneuse avec un faible taux en calcaire (Ech 1=12.0%, Ech 2=12.13%, Ech 3=12.18%) ;
- ✚ Un pH alcalin (Ech 1= 7.31, Ech 2=7.29, Ech 3=7.18), destinés à tout type de culture ;
- ✚ Un taux élevé en matière organique (Ech 1=3.56%, Ech 2=3.66%, Ech 3=3.59%), les matières organiques assument de nombreuses fonctions agronomiques et environnementales.

Ainsi que les résultats de l'eau d'irrigation montrent :

- ✚ Une température qui varie entre 23°C et 21°C ;
- ✚ Un pH entre 7.81 et 7.72 ;
- ✚ Une qualité d'eau à salinité moyenne d'après nos résultats (Ech 1=314µ/cm et Ech 2=298 µ/cm) ;
- ✚ Un taux d'oxygène dissout inférieure aux valeurs limites d'eau d'irrigation pour le premier échantillon il est de 6.25 mg/l et pour le deuxième il est de 6.43 mg/l.
- ✚ Une quantité de nitrate inférieure à 50mg/l, donc pas de toxicité d'eau.

- ✚ Un taux élevé des nitrites par rapport aux normes (0.1mg/l), ce qui traduit une pollution de type organique.

En fin, on peut dire que les conditions édaphique et hydrique influent fortement sur la composition chimique ainsi que en métabolismes secondaires qui sont considérer comme des facteurs de résistance et de développement vis-à-vis des conditions extrêmes (agressives) de culture de la plante.

On remarque que les plantes des zones aride et semi-aride sont fortement riches en métabolites secondaires à celle de littorale.

Cependant, l'eau reste un solvant universel pour le déroulement des réactions chimiques qui passent au niveau de la plante, c'est un transporteur des sels minéraux qui sont des précurseurs des cofacteurs des enzymes.

En effet cette étude n'est qu'un début d'une large recherche qui doit être plus approfondie pour l'utilisation adéquate de cette plante.

RECOMENDATION

Malgré tous les avantages de *Zizyphus lotus* cet arbre reste méconnu en oxydant, cet arbre :

- ✓ S'adapte particulièrement bien aux régions arides ou à saison sèche prolongée ;
- ✓ Il n'est pas encore utilisé dans la médecine oxydante alors qu'il est (en Asie) un favorisant pour le sommeil et permet de diminuer le nervosisme ;
- ✓ Il ne présente pas de toxicité importante.

En Algérie, cet arbre trouve un climat favorable pour pousser, des saisons sèches et un sol parfait (pour son irrigation, cet arbre pousse tout seul donc il a la particularité de s'irriguer grâce à l'eau destinée à irriguer les arbres qu'il entoure), brève il trouve un environnement adéquat, malgré ça sa culture reste limitée ou plutôt inexistante.

Parce qu'il pousse tout seul d'où son nom sauvage, pour quoi ne pas investir à moindre coût, puisque on le lui fournit rien, pour quoi ne pas encourager cette plantation de là à nous fournir la matière première (fruits, feuilles, pulpe, l'huile...etc) nécessaire à l'industrie des médicaments.

Références bibliographiques

Référence bibliographiques

A

1. Anton R. & Wichtl., 1999 :

Plante thérapeutiques (traduction, pratiques officinales, science thérapeutique).

3^{ème} édition allemande sous la direction de Max Wichtl, Maburg, édition française par Robert Anton, Strasbourg avec la collaboration de Bernard.

2. Audigie C.L., Figarelle J., Zons Zani F., 1980 :

Manipulation d'analyses biochimiques. Ed. Doin. Paris, pp : 88-97.

3. Armandi L., 1996 :

Mémento technique de l'eau. Ed. Technique de l'eau. Edition : Tec et Doc. P : 37.

B

4. Baba Aissa F., 1999 :

Encyclopédie des plantes utiles, Flores d'Algérie et du Maghreb ; Edition librairie moderne ; Rouiba (copyright F : Baba Aissa-BP12) Alger Beo-c.

5. Bahorun T., 1995 :

Les poly phénols de *crataegus monogyna* jaq. In vivo et vitro : analyses et activités antioxydantes. Thèse de doctora ; Université de Lille I, France.

6. Bahorun T., 1997 :

Substances naturelles actives : la flore mauricienne, une source d'approvisionnement potentielle. Food and Agricultural recherche Council, réduit, Mauritius. pp : 83-94.

7. Basderant A., Martine L., Eric L., 2001:

Traité de nutrition clinique de l'adulte. Ed. Flammarion Médecine. pp : 165-177.

8. Bate-Smith E.C., 1973 :

Tannins of herbaceous legume. Phytochemistry; Vol. 12 PP: 1809-1812.

9. Bayer E., Buttler K.P., Finkenzeller X., Grau J., 2001:

Guide de la flore méditerranéenne. Ed.Delanchaux et Niestlé, impréssion : Italie, p :280.

10. Bonnet J., 2001 :

Larousse des arbres et des arbustes. Ed. Paris. P : 512.

11. Brouillard R., 1993 :

The Flavonoids advances in research since 1986. Ed. J. B. Harbone, Chapman and Hall, London, P43.

12. Brouillard R., Figueiredo P., Elhabiri M. and Dangles O., 1997:

Molecular interactions of phénolic compounds in relation to the color of fruits and vegetables. In: Phytochemistry of fruits and vegetables proceedings of the phytochemical society of Europe. Oxford, UK: clarendon press, pp: 3-49.

13. Brunetton J., 1999:

Pharmacognosie – phytochimie - plantes médicinales, technique et documentation. Lavoisier 3^{ème} Ed. Paris. pp : 370-386.

14. Boudjama A., 2006 :

Contribution a l'étude phytochimique des racines de *Zizyphus vulgaris* de la region de Tlemcen. Mémoire de fin d'étude l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en contrôle de Qualité d'analyse C.Q.A Université de Tlemcen.

15. Bagnouls F.& Gaussen H., 1953 :

-Saison sèche et indice xéothermique. Fac des sciences. Toulouse, Bull de Soc His Nat. t. 88. 3-4, p193-239.

16. Bnabadji N & Bouazza M., 2002 :

Quelques modifications climatiques intervenues dans le sub ouest de l'oranie (Algerie Occidentale). Rev. Emerg. Ren. Vol.3.n°2 pp117-125.

C

17. Caporale L.H., 1995 :

Chemical ecology: a new from the pharmaceuticale industry. Proc. Natl. Acad. Sci. USA., Vol.92, pp: 75-82.

18. Chemouri S', Belmir., 2013 :

Etude des apophytes pérennes au niveau de quelques agrumeraies du bassin agricole de Tlemcen. Thèse d'ingeniorat. Departement Agro-foresterie. p 07.

D

19. De la pradilla., 1979 :

Plantes médicinales contre douze parasitoses fréquentes. Ouagadougou.

20. Degremont G., 2005 :

Mément technique de l'eau. Tome 1,2^{ème} Ed. Copyright dégrement. P:129.

21. Dreyer D.L., Reese J.C., Jones K.C., 1981 :

Aphid feeding deferents in sorghum: bioassay. Isolation caractérisation. J.chem. Ecol.7pp: 273-284.

22. Dubois G.E., Grosby G.A and Saffron P., 1977:

Non nutritive sweeteners: taste structure relationships with for some new simple dihydrochalcone, pp: 397-399.

E

23. El Houari M., Braitian M., Bendahou M., Aziz M., Ziyat A., Legssyer A., Mekh F.H., 2006:

Inhibition of rat platelet aggreton by *Urtica dioica* leaves extracts phytotherapy research Doi: 11. 1002/Ptr 1906.

24. Encarta., 1998:

Encyclopédie des plants médicinaux, (1998). Identification, préparation, soins; Ed. Larousse.

F

25. Fortin D., Lo M. & mayart G., 1990 :

Plantes méd. du Sahel. CECI /ENDA, pp : 238-239.

26. Fouché J.G., Marquet A. et Humbuchers A., 2000 :

Les plantes médicinal, de la plante médicament ; Observatoire du monde des plantes ; Exposition du 19-09-2000.

27. Francen M., Roberta R.H., Harold H.S. and Carl L.K., 2002:

Cocoa procyanidin chain length does not determine ability to protect LDL from oxidation when monomer units are controlled. Journal of nutritional Biochemistry., Vol.13.pp :645-652.

G

28. Gabor M., 1980:

The pharmacology of benzopyron derivatives and related compounds. 190-191.

29. Gaussein H. & Rouquette A., 1949 :

Extrait du bulletin de la société d'histoire naturelle de Toulouse. Vol. 84 ; p : 132.

30. Gayon R.D., 1968 :

Les composéé phénoliques des végétaux, Paris. pp : 24-25 ; 220-222.

31. Ghe'dira K. Chemli R., Richard B., Nuzillard J.M., Zeches M.and Lemen-Olivier L., 1995 :

Four cyclopeptids from *Zizyphus lotus*. Phytochemystry, Vol.38, pp: 767-772.

32. Guignard J.L., 1996:

Biochimie végétale, 1^{ère} édition; Paris, P: 187-189.

33. Guignard J.L., 2000:

Biochimie végétale, 2^{ème} édition ; Dunod, Paris, P : 171-174.

H

34. Haris H.B., Burns R.E., 1970 :

Influence of tannin content on preharvest germination in sorghum Argon J. 62 PP:835-836.

35. Haris H.B., Burns R.E., 1973 :

Relationship between tannin content of sorghum grain and preharvest seed molding Argon. J. 65; PP: 957-959.

36. Hostettmann K. and marston A., 1995:

Saponins. In chemistry and pharmacology naturel products series. Ed. Phillipson J.D. Ayres D.C. and Baxter H., Cambridge. University Press, Cambridge, PP : 122-174.

37. Hmslane., 1995:

Complication and oxidative transformation of poly phenols. IN.ED.A. Scalbert; poly phenols 94. Palma de Mallarca (Spain).

Les colloques de l'INRA. 69, 45-55.

J

38. Johnston M.C., 1963:

L'espèce de *Zizyphus* indigene aux Etats-Unis et au Mexique. Bot 50 : 1020-1027 De AM jour.

K

39. Kerharo. J., 1974 :

La pharm. Sén. Trad. Plantes méd. et tox. Ed. Vigots et frères, Paris.

40. Krut R., 1971 :

Chromatographie sur couche mince. Ed. Ghathier – Villars, Paris, P : 398.

L

41. Lavaud. C., Macuik A., The'penier P. ,Jaquier. M.J., Ghe'dira K., and Ze'ches-Hanrot M., 2004:

Four new dammaron saponins from *Zizyphus lotus*. Journal of natural products. 67, PP/ 1639-1643.

42. Léa A.G.H., 1978:

The phénolics of ciders: oligomérique and polymeric procyanidins.
Journal of the science of food and Agriculture; 29, 471-479.

M

43. Macuik A., Ghe'dira K., The'penier P., Lavaud C. and Ze'ches-Hanrot M., 2003:

A new flavonol glucoside from leaves of *Zizyphus lotus*, PP: 158-159.

44. Mahato S.B., Nandy A.K & Roy G., 1992:

Triterpenoides, phytochemistry. Vol. 32, P: 2199.

45. Marfak A., 2003:

Radiolyse gamma des flavonoides, etude de leur réactivité avec les radicaux issus des alcools. Thèse de doctorat. Université de Limoges. Faculté de pharmacie.

46. Marquet J.A., Hambuchers., 2000:

Observation du monde des plantes. Communauté Française de Belgique, exposition du 19-09-2000.

47. Maddelton E., 2000 :

Pharmacological review, Vol. 52, N° 4, PP : 673-751.

48. Medic Sarié M., Jaspica I., Smoleié-Bubalo A., Mornar A., 2003:

Optimization of chromatographic conditions in thin Layer. Chromatography of Flavonoids and phénolic Acids.

49. Memellink J., Verpoorte R., and Kijine J.W., 2001:

Organization of jasmonate responsive gene expression in alkaloid metabolism. Trends in plant scien, Vol. 65, PP: 212-219.

50. Merghem R., 1995:

Les facteurs antinutritionnels (FAN) phénoliques des *Pisum sativum L.* et *Vicia faba*

(Légumineuse) : aspects structuraux génétiques et phénoliques. Thèse de doctorat. Université Claude Bernard ; Lyon I ; France.

51. Moles & Waterman P.G., 1987 :

Tonic acid proteolic enzymes :enzyme inhibition substrat derivation. Phytochemistry., Vol. 26, PP:99-102.

52. Mostefai N., 2010:

La diversité avienne dans la region de Tlemcen (Algerie occidentale) Thèse Doctorat, Département de foresterie 182p.

N

53. Nahrstedt A. and Butterweek V., 1997:

Biologically active and other chemical constituents of the herb of *Hypericum perforatum* L. Pharmacopsychiat, 30 (suppl), PP: 129-134.

54. Nesbet M. & Vereau J., 1970 :

Composantes chimiques des eaux courantes. Discussion et proposition de classe en tant que base d'interprétation des analyses chimiques. Annale de l'huminoologie , p : 161-190.

55. Nultsh W., 1969:

Manuel de botanique générale. Masson et Cie. Ed. pp : 135-138, 152-164, 188-199, 205.

O

56. O'Kennedy R., Thornes R.D., 1997 :

Coumarins: biology, applications and mode of action. John Wiley. Sons, Inc., New York, N.Y.

P

57. Paris M., & Hurrabielle M., 1981 :

Abrégé des matières médicales (pharmacognosie), Tome 1, Généralité morphologie. Ed. masson. Paris. ISBM : 2-225-66165-0, pp : 182-216.

58. Price M.L., Vanscoyocs et Butler G., 1978 :

Artical, évaluation of the vanillin reaction as an assay for tannin in sorghum grain. I. Agric. Fod; Ghem; Vol. 26, pp:1214-1218.

R

59. Remsey C., 1995:

Le rôle des produits végétaux dans la prévention nutritionnelle des maladies cardiaques vasculaires, information diététique, pp : 189-198.

60. Renault J.H., Ghe'dira K., The'penier P., Lavaud C., Ze'ches-Hanrot M., and Lemen-Olivier L., 1997:

Dammarane Saponins from *Zizyphus lotus*, Phytochemistry. 44, pp: 1321-1327.

61. Richter G., 1993:

Métabolisme des végétaux physiologies et biochimie. Presse Poly Techniques and Universitaires Romonde, pp : 331-338.

62. Robert S., 2000 :

Chimie d'appoint, CHM- 1010. Section chimie organique. Département de chimie biologique. Centre de recherche en pâtes et papiers. Université du Québec à trois Rivières.

63. Robinson S.E. & Alexandre J.F., 1989 :

Empoisonnement du bétail par les plantes. Agdex : 1301643. Commande N° 89-029.

64. Rodier J., 1996 :

L'analyse de l'eau : eaux naturelles, Eau de mer. 6^{ème} Ed. Dunod, Paris.

S

65. Sarié M., & Mornar., 2004 :

Optimisation of chromatographic condition in thin chromatography of flavonoids and phenolic acids. Croatica chemical ACTA CCAC AA 77 (1-2) 361. ISSN-0011-1643.

Original Scientific paper.

66. Scalbert A. and Williamson G., 2000:

Dietary intake and bioavailability of polyphenols J. Nutri., pp: 2073-2085.

67. Schweet G., 1993:

Atlas de poche des méthodes d'analyse. Ed. Française préfacée.

68. Singh B., and Pandey V.B., 1995 :

An N-Formyl cyclopeptide alkaloids from *Zizyphus nummularia* bark. Phytochemistry, Vol. 38, pp: 271-273.

69. Swain T., & Hillis W.E., 1959 :

The phenolic constituents of *prunus domestica* : the quantitative analysis of phenolic constituents. Journal of science of food and agriculture., Vol.10,p :13.

T

70. Takao T., Kitatani F., Watanabe N., Yagi A., and Sahats K., 1994:

A simple screening method for antioxidant and isolation of several antioxidants produced by Marine Bacteria from fish and shellfish. Biosci. Biotechnol. Biochem., Vol. 58, pp: 1780-1783.

71. Tinthoin R., 1984:

Les aspects physiques du tell oranais. Ed. L. Fouque; Oran, 638p.

72. Tshudi M.R., Legssyer A., Mekhfi H., Dassouli A., Serhrouchni M., Bendjelloum W., 1997:

Phytotherapy of hypertension and diabetes in oriental Morocco, journal of ethnopharmacology, Elsevier.

73. Tsutomu F., et Hisashi K., 1971 :

Phytochemistry, Vol. 8, pp : 10.

V

74. Van Gansen P. & Alexandre H., 1997 :

Biologie générale 4^{ème} Ed. Masson Ed ; Paris.

75. Vigneau C., 1985 :

Plantes médicinales «Thérapeutique toxicité». Ed. Masson. Lyon, France. p129.

W

76. Wiseman S.A., Balentine D.A., and Frei B., 1998:

Antioxydants in tea. Crit. Rev. Food Sci. Nutri. Vol. 37, pp: 705-718.

Z

77. Zeljam M., Marica M., and Franz B., 1998:

Flavonoids of *Guiera Senegalensis* J.F. GMEL. Thin Layer chromatography and Numerical Methods Croatica chemical Acta 71(1) pp: 69-7-9.

Webographie:

1. **WEB 1 :** <http://www.botanic.co.il/a/picschow.asp?qsecur=zizlot2>
2. **web 2:** <http://www2.ggl.ulaval.ca/personnel/bourque/s3/eaux.souterraines.html>
3. **web3:**
http://ville.montreal.qc.ca/pls/portal/docs/PAGE/ENVIRO_FR/MEDIA/DOCUMENTS/VDM_M-CR-5.4-001_MES_MESV.PDF
4. **web 4:** <http://www.connexe.univ-brest.fr/lpo/instrumentation/07.htm>
5. **web 5:** <http://www.lennotech.fr/applications/irrigation/salinite/irrigation/salinite-risque-irrigation.htm#ixzz4B6ANkQOn>
6. **web 6:** <http://www.aquaportail.com/definition-4976-oxygene-dissous.html>

Annexes

Annexe I :

1. Détermination de la teneur en eau (Gaussein & Rouquette., 1949)

1.1. Mode opératoire

- Placer les boîtes de pétrie, couvercles inclinés dans l'étuve pendant 30 min à une température entre 100 et 105°C.
- Laisser refroidir au dessiccateur pendant 30min puis peser les boîtes de pétrie avec les couvercles.
- Mettre dans chacun environ 2g d'échantillon broyé puis peser l'ensemble (boîte+échantillon). **Poids A.**
- Placer les boîtes remplies d'échantillon dans l'étuve à 105°C pendant 3 h.
- Par la suite, les placer dans un dessiccateur durant 25min et après refroidissement peser l'ensemble, ensuite remettre les boîtes dans l'étuve pendant 1 h à 105°C. Peser ces derniers. **Poids B.**
- Lorsque la différence entre les deux espèces n'excèdent pas 0.2mg, nous considérons que l'opération est terminée, dans le cas contraire nous recommençons jusqu'à obtention d'un écart inférieur ou égale à 0.2mg.

1.2. Expression des résultats

La teneur en eau (%H₂O) dans un échantillon de matériel végétal est donnée par la formule suivante :

$$\%H_2O = (\text{Poids A} - \text{Poids B}) 100 / \text{Poids C}$$

Poids A : poids en gramme de l'échantillon initial.

Poids B : poids en gramme de l'échantillon après séchage.

Poids C : masse en gramme de l'échantillon.

2. Tests phytochimiques

2.1. produits végétal épuisé avec l'eau chaude

Dans un ballon surmonté d'un réfrigèrent, mettre 50 g de matériel végétal en présence de 300 ml d'eau. Porter l'ensemble à reflux pendant 1 h. Filtrer le mélange afin d'obtenir l'extrait aqueux qui sera soumis à différent tests phytochimiques.

- ✓ *Alcaloïdes* : Mettre 15 ml de l'extrait aqueux dans un ballon bicol. Ajouter NH_4OH à 10% jusqu'à $\text{pH} = 9$. Extraire la solution obtenue avec 3 x 10 ml de chloroforme.

Laver la solution chloroformique avec 3x 2 ml d'Hcl à 10%.

La solution aqueuse de lavage est divisée en trois parties égales.

Tester la première partie avec le réactif de Mayer (voir annexe II) et la seconde avec le réactif de Wagner (voir annexe II). La 3^{ème} partie est considérée comme témoin.

-Si le réactif produit une légère opacité, le test est dit positif (+).

-Si le réactif produit une turbidité et non floculation, le test est dit très positif (++).

-Si le réactif produit une floculation ou un précipité lourd, le test est dit fortement positif (+++).

- ✓ *Sapnosides* : Traiter l'extrait aqueux avec de l'eau bouillante, refroidir puis agiter rigoureusement l'extrait obtenu jusqu'à formation d'une masse puis abandonner le mélange pendant 20 min.

La présence ou l'absence des saponosides sont notées par la persistance de la mousse et son épaisseur ou sa disparition après 20 min

-Pas de mousse : test négatif ;

-Présence de mousse avec 1 cm d'épaisseur : test faiblement positif ;

- Présence de mousse avec 1 à 2 cm d'épaisseur : test fortement positif ;

-Mousse d'une épaisseur supérieur à 2 cm : test fortement positif.

- ✓ *Tannins* : Traiter 1 ml de l'extrait aqueux avec 1 ml d'eau et 1 à 2 gouttes d'une solution diluée de FeCl_3 (1%).

L'apparition d'une coloration vert foncée ou bleu vert indique la présence des tannins.

Une coloration verte foncée →Présence de tannins cathéchique.

Une coloration bleu verte →Présence de tannins gallique.

- ✓ *Amidon* : La mise en évidence de l'amidon s'effectue selon un seul essai qui consiste à traiter 5 ml de l'extrait aqueux avec le réactif «d'amidon». (voir annex II)

L'apparition d'une coloration bleue – violacée indique la présence de l'amidon.

- ✓ *Composés réducteurs* : Ajouter à 2 ml de la solution aqueuse 5 à 8 gouttes de la «liqueur de fehling» (voir annexe II), chauffer la solution : un précipité rouge brique marque la présence des hydrates de carbones.

2.1. Produit végétal épuisé avec l'éthanol

Dans un ballon monocol, surmonté d'un réfrigèrent, mettre 50 g de matériel végétal en présence de 30 ml d'éthanol. Porter l'ensemble à reflux pendant 1 h. Filtrer le mélange ensuite soumettre l'extrait éthanolique aux tests suivants :

- ✓ *Alcaloïdes* : Evaporer 25 ml de l'extrait éthanolique à sec, ajouter 5 ml d'Hcl à 2N au résidu et chauffer dans un bain marie. Filtrer le mélange puis diviser le filtrat en deux parties égales. Traiter la première avec quelques gouttes de réactif de Mayer (voir annexe II) et la seconde avec le réactif de Wangner (voir annexe II).
L'observation se fait selon la présence de turbidité ou précipitation.
 - Si le réactif produit une légère opacité le test est dit positif (+).
 - Si le réactif produit une turbidité et non une floculation, le test est dit très positif (++).
 - Si le réactif produit une floculation ou un précipité lourd, le test est dit fortement positif (+++).
- ✓ *Flavonoïdes* : On détermine la présence ou l'absence des flavonoïdes par un seul essai qui consiste à traiter 5 ml de l'extrait éthanolique avec quelques gouttes d'Hcl concentré et 0.5 g de tournure, laisser le mélange pour une durée de 3 min.
Le test positif est révélé par l'apparition d'une couleur rose ou rouge qui caractérise les flavonoïdes.
- ✓ *Tannins* : A 1 ml d'une solution éthanolique, ajouter 2 ml d'eau et 2 à 3 gouttes de solution de FeCl₃ diluée, un test positif est révélé par l'apparition d'une coloration bleu noir, verte ou bleu verte et un précipité, selon que les tannins seraient cathéchiques, galliques ou ellagiques.
- ✓ *Composés réducteurs* : Traiter 1 ml de solution éthanolique avec 2 ml d'eau distillée et 20 gouttes de liqueur de Fehling (voir annexe II), chauffer la solution un précipité rouge brique marque la présence des composés réducteurs.
- ✓ *Stérols et stéroïdes* : Evaporer l'extrait alcoolique correspondant à 10 ml puis dissoudre le résidu obtenu dans 0.5 ml d'anhydride acétique et 0.5 ml de chloroforme.

Traiter le filtrat avec le réactif de Libermann Burckhardt (voir annexe II).

Cette réaction donne avec les hétérosides stéroïdiques et triterpeniques des colorations vert bleu et vert violet respectivement.

- ✓ *Coumarines, anthracénosides et anthocyanosides* : Concernant les tests de caractérisation des anthracénosides, coumarines, anthocyanosides, nous avons procédé aux étapes suivantes :

En premier lieu prendre 25 ml de l'extrait éthanolique en présence de 15 ml d'Hcl à 10%, porter l'ensemble à reflux pendant 30 min.

Refroidir la solution et l'extraire 3 fois avec 15 ml d'éther. Traiter les deux phases séparément.

- Anthocyanosides :

Doser la solution aqueuse acide avec une solution de NaOH, s'il y a un virage de couleur en fonction du pH, la présence des anthocyanosides est confirmée comme suit :

- $\text{pH} < 3$: la solution prend une coloration rouge.
- $4 < \text{pH} < 6$: la solution prend une coloration bleu.

- Anthracénosides :

Traiter 8 ml de la solution extractive éthérique par le réactif de Borntrager (milieu alcalin aqueux) (voir annexe II).

Un test positif est révélé par l'apparition d'une teinte vive variant de l'orange rouge au violet pourpre.

- Coumarine :

Evaporer 5 ml de la solution extractive éthérique, dissoudre le résidu dans 1 à 2 ml d'eau chaud, diviser le volume en deux parties.

Prendre la moitié du volume comme témoin et ajouter à l'autre un volume de 0.5 ml de NH_4OH (10%). Mettre deux taches sur un papier filtre et les examinées sous la lumière UV, une floculation intense indique la présence des coumarines.

2.2. Produit végétal épuisé avec l'éther diéthylique :

Dans un ballon surmonté d'un réfrigèrent, mettre 50 g de matériel végétal pulvérisé en présence de 300 ml d'étherdiéthylique. Porter l'ensemble à reflux pendant 1 h. Filtrer le mélange afin d'obtenir l'extrait éthérique.

- ✓ *Alcaloïdes* : Evaporer 10 ml de l'extrait éthérique. Dissoudre le résidu obtenu dans 1.5 ml d'Hcl à 2 %, ajouter à la solution aqueuse alcaline 1 à 2 gouttes du

réactif de Mayer (voir annexe II). La formation d'un précipité blanc jaunâtre indique la présence des alcaloïdes.

- ✓ *Emodols* : Evaporer 10 ml de l'extrait éthérique. Dissoudre le résidu dans 1 ml de NH_4OH concentré. Ensuite traiter la solution avec le réactif de Borntrager (voir annexe II). Un test positif est révélé par l'apparition d'une teinte vive variant du rouge au violet pourpre.
- ✓ *Huiles volatiles* : Evaporer 20 ml de l'extrait éthérique, le résidu ainsi obtenu est dissout dans l'éthanol. La solution éthanolique est ensuite concentrée à sec. Un test positif est révélé par l'obtention d'un résidu arôme concernant le résidu gras, il est saponifié et à la fin de la réaction, ajouter un peu d'eau et extraire la solution avec l'éther diéthylique.
- ✓ *Acide gras* : Acidifier la solution alcaline, puis extraire avec l'éther diéthylique, la solution éthérique est concentrée à sec. Un test positif est révélé par l'obtention d'un résidu gras.

3. Dosage des produits phénoliques

3.1. Préparation de l'extrait phénolique (Merghem., 1995)

On ajoute à un mélange d'acétone eau distillé 70/30 ; 0.5 g d'échantillon et on bouillie la solution deux fois pendant 20 min (c'est la solution A).

Cette solution servira au dosage des phénols totaux et aux différents types de tannins.

3.2. Dosage des phénols totaux (Bate Smith, 1973)

➤ Mode opératoire

Préparation de réactif :

-Réactif E : chlorure ferrique FeCl_3 0.1 M dans HCl à 0.1N.

-Réactif F : hexacyano Ferrate de potassium $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ 0.008M dans H_2O .

On prend 7 ml de l'extrait phénolique, ajouter 10 ml d'eau distillée, ensuite 1 ml de réactif E et 1 ml de réactif F.

On laisse le mélange réagir pendant 10 min pour que la réaction se développe à la température ambiante, puis on lit l'absorbance à une longueur d'onde égale à 725 nm la valeur de blanc (eau + réactif F) est dosé après le même temps.

➤ Expression des résultats

La formule suivante permet le calcul de la teneur en phénols totaux exprimée en mg/g :

$$T = A (V.D/Ps)$$

D : Facteur de dilution

Ps : Poids de la matière sèche

V : Volume d'extrait total

T : Teneur en phénols totaux

A : Absorbance à la longueur d'onde max.

3.3. Dosage des tannins condensés (Swain & Hillis., 1959)

➤ Mode opératoire

Solution B : vanilline à 1 % (1 g dans 100%) dans 70% d'acide sulfurique.

-On prend 2 ml de la solution B + 1ml de la solution A.

-On met les tubes dans un bain marie pendant 15 min à 20°C.

-On lit les D.O à 500 nm après la réalisation des dilutions nécessaires.

➤ Expression des résultats :

$$T(\%) = 5.2 \times 10^{-2} \times (D.O \times V/P)$$

Dont : 5.2×10^{-2} : Constante exprimée en équivalent de cyanidine.

D.O : Densité optique.

V : Volume d'extrait utilisé.

P : Poids de l'échantillon.

T : Pourcentage en tannins condensés

3.4. Dosage des tannins hydrolysable (Mole & Waterman., 1987)

➤ Mode opératoire

On prépare le réactif C contenant $FeCl_3$ à 0.01M dans Hcl à 0.001m

-On prend 1 ml de la solution A.

-On ajoute dans chaque tube 3.5 ml de réactif C.

-On lit l'absorbance à 660 nm, 15 secondes après l'addition de réactif C

➤ Expression des résultats

La teneur en tannins hydrolysables est exprimée selon la formule :

$$T(\%) = (D.O \times M \times V) / (\epsilon \text{ mole} \times P)$$

Dont :

T : Pourcentage des tannins hydrolysables ;

D.O : Densité optique ;

ϵ mole : 216 g de l'acide gallique ;

M : 300 ;

V : Volume d'extrait utilisé ;

P : Poids de l'échantillon.

Réactif de caractérisation

❖ Réactif d'amidon

- ✓ Dissoudre 1.2 g d'iode dans 50 ml d'eau distillée contenant 2.5 g d'iodure de potassium.
- ✓ Chauffer pendant 5 min puis diluer jusqu'à 500 ml.
- ✓ Chauffer 5 ml de la solution à tester avec 10 ml d'une solution de NaCl saturée dans un bain marie jusqu'à ébullition.
- ✓ Un précipité rouge brique marque la présence des hydrates de carbones.

❖ Liqueur de Fehling

La liqueur de Fehling est un mélange de deux solutions :

- ✓ Fehling A : dissoudre 5 g de $\text{Cu SO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ dans 50ml d'eau distillée.
- ✓ Fehling B : dissoudre 6.5 g de NaOH, 17.3 g de sodium et potassium dans 35 ml d'eau distillée puis compléter le volume à 50 ml.

❖ Réactif de Mayer

- ✓ Dissoudre 1.358 g de HgCl_2 dans 60 ml d'eau distillée.
- ✓ Dissoudre 5 g de KI dans 10 ml d'eau distillée.

Mélanger les deux solutions puis ajouter le volume total à 100 ml.

❖ Réactif de Wagner

Dissoudre 2 g de KI et 1.27 g d' I_2 dans 75 ml d'eau distillée. Ajouter le volume total à 100 ml.

❖ Réactif de Liebermann Burchardt

Mélanger 5 ml de solution à tester avec 5 ml d'anhydride acétique et quelques gouttes d'acide sulfurique concentré.

Agiter et laisser la solution reposer 30 min à 21°C, les stéroïdes donnent avec cette réaction une coloration violacée fugace virant au vert.

D'autre part, cette réaction donne avec les hétérosides stéroïdiques et triterpénique respectivement des colorations vert-bleu et vert-violet.

❖ Réactif de borntrager

En milieu alcalin aqueux (NH_4OH dilué de 37% à 30%), donne à la solution une teinte vive virant selon la structure et les substituants de la quinone, de l'orange rouge au violet pourpre plus ou moins violacée.

Contribution à l'étude phytochimique et physico-chimique des sols et des eaux d'irrigation de *Zizyphus Lotus* (cas de la région de Zenata)

المخلص

تمحور بحثنا حول تعريف وتشخيص مختلف العناصر الكيميائية المتواجدة بشجيرة السدر. المعرفة علميا زيزيفوس لوتوس و هذا على ست مستويات. لقد تم تحديد نسبة الماء اضافة الى تحديد المستقلبات الثانوية (فينولات. فلافونات) بواسطة التحاليل المختلفة. لقد تم كذلك اجراء تحليلات كيميائية نباتية مما اسفر استنتاج بان الفلافونات هي العناصر الغالبة اجرى عملية استخلاص المواد الفلافونية لغرض ادخالها على التحليل اللوني الطبقي الرقيق. هذا الاخير امكنا من التعرف على اربع عناصر من دباغية و خمسة مكونات فلافونية. اظهرت التحاليل الفيزيائية و الكيميائية للماء . بان العينات تختلف من عينة الى اخرى. بالنسبة الى عينات التربة. لوحظ بانها متشابهة مع وجود تركيبة مشتركة طينية تتمثل في عنصر طيني رملي يجعل التربة اكثر هشاشة و تعرض الى عوامل التحلل. **الكلمات المفتاحية:** زيزيفيس لوتيس. تحليل كيميائي نباتي. استخلاص انتقائي. التحليل اللوني على الطبقة الرقيقة. تربة.

Résumé

Notre travail a pour but d'identifier et caractériser les différentes familles de composés chimiques contenus dans la plante médicinale *Zizyphus Lotus* aux niveaux de six parties. La détermination des teneurs de cette plante en eau et en métabolites secondaires (phénols totaux, tannins et flavonoïdes) ont été effectuées par différentes méthodes de dosage. Des tests phytochimiques réalisés lors de cette étude sur cette plante ont permis de caractériser les tannins (condensés et hydrolysables) et les flavonoïdes comme composés chimiques majoritaires. Ces tests ont été suivis par l'extraction sélective des tannins et les flavonoïdes pour obtenir des extraits qui serviront à la chromatographie sur une couche mince. Cette CCM nous a permis d'identifier au niveau des tannins quatre composés et au niveau des flavonoïdes cinq composés.

Les résultats de l'analyse physico chimique de l'eau ont montré que la quantité physico chimique de ces eaux varie d'un point de vue à un autre. Les sols de notre zone d'étude sont variés, leur texture présente néanmoins une caractéristique commune qui se manifeste le souvent par la présence du limon comme élément de cette composante. Ces limons rendent le sol léger et sensible aux agents de la dégradation.

Mots clés : *Zizyphus Lotus*, dosage, tests phytochimiques, extraction sélective, tannins, Flavonoïdes, CCM, eau, sol, physico chimique.

Abstract

In this study, we have proposed to identify the different chemical groups contained in the medicinal plant called: jujubier or *Zizyphus lotus*, in six parts.

The rate of water and secondary metabolites like phenolic compounds and flavonoids. The evaluation of the water rate in the plant during this study has revealed that the tannins and flavonoids were more important. A selective extraction has been carried out for the tannins and flavonoids in order to apply a chromatography on thin layer (TLC). The TLC has allowed us to identify 04 compounds for the tannins and 05 compounds for the flavonoids.

The physicochemical analysis of the water has shown that the samples differ.

The soil has also been analyzed in its texture with a common characteristic: the silt, which was considered as a factor leading to soil damage.

Key word: jujube, physicochemical assays, selective extraction, TLC, soil, water, analysis.