

UNIVERSITE BLIDA 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Biotechnologies

MEMOIRE DE MAGISTER

Spécialité : Agro-ressources

CONTRIBUTION A L'ETUDE PHYSIOLOGIQUES , BIOCHIMIQUES ET
PHENOLOGIQUES DE *L'Artemisia campestris* DE LA REGION DE
DJELFA.

Par

BENSOUNA Salma Nadjet

Devant le jury composé de :

BENRBIHA F/Z.	Professeur, USD. Blida	Président
M ^{elle} CHAOUIA C.	Maître de conférences A, USD. Blida	Promotrice
BOUDJNIBA M .	Professeur ENS Kouba	Examineur
M. HADJ SADOK T.	Maître de conférences A, USD. Blida	Examineur

Blida, Mars 2016.

REMERCIEMENTS

Je remercie Dieu tout puissant de m'avoir donné la force et la santé afin d'accomplir ce modeste travail.

Je tiens à exprimer ma gratitude et mes sincères remerciements à ma promotrice Docteur CHAOUIA C. pour m'avoir encadrer .

Je remercie vivement Professeur BENREBIHAF/Z. qui m'a fait l'honneur de présider le jury.

Mes remerciements vont aussi au Professeur BOUDJNIBA M. et Docteur HADJ SADOK T. pour avoir accepté d'examiner ce travail.

J'exprime ma reconnaissance aux techniciennes du laboratoire de physiologie végétale, madame GhaniaGuennar et M^{elle} Zakia.

Je remercie également le personnel d'administration et de la P.G.R.S. du département d'agronomie pour leur gentillesse.

Enfin, je tiens à remercier toutes les personnes ayant participé de loin ou de prêt à la réalisation de ce travail.

DEDICACES

Je présente ma profonde gratitude et mes chaleureux et vifs remerciements à ma très cher mère pour ces encouragements, sa patience et ces sacrifices, pour son soutien moral et financier, pour tout ce qu'elle ma offert pour être enfin ce que je suis.

Ce mémoire de magister est dédié :

A mes frères et sœurs.

A mon petit frère A.Fetah

A mes neveux : Ilyes, Walid et à ma nièce Kamelya.

A mes amis : Lamia, Nacima, Zohra, Ghanya, Zakia, Amina, Fatma Zohra.

Ainsi qu'à toute la promotion 2010/2011.

RESUME

L'espèce *Artemisiacampestris* L., est une plante aromatique et médicinale connue en Algérie sous le nom "dgouft". Elle pousse de façon spontanée dans les zones semi-arides et arides.

L'étude des caractéristiques physiologiques et biochimiques de cette plante à montré une variabilité de ces paramètres en fonction des saisons.

La teneur en chlorophylle et caroténoïdes varie selon les saisons avec une plus grande teneur au printemps (1.34 µg/g de MF) et (4.10µg/g de MF) respectivement.

Concernant les flavonoïdes nous avons enregistré une teneur élevée en été par rapport aux autres saisons avec une valeur de (113.61 mg EQ/g Ps) ; pour l'identification des tanins nous avons remarqué la présence de tanins catechiques .

L'accumulation des composés organiques et inorganiques varie selon les saisons avec des teneurs élevés en période de stress (Hiver-Eté) pour la proline, sucres, protéine et sodium (Na) .

L'activité antimicrobienne des extraits méthanoliques purs de l'armoise rouge ne révèle pas une grande sensibilité aux souches humaines testées .Les meilleurs résultats sont observés au printemps et en été.

Mots clés : *Artemisiacampestris*L., chlorophylles, flavonoïdes, Proline , ions Na⁺ et K⁺

ABSTRACT

The species *Artemisia campestris* L., is an aromatic and medicinal plant known in Algeria as "dgouft". It grows spontaneously in semi-arid and arid areas.

The study of the physiological and biochemical characteristics of this plant showed a variability of these parameters depending on the season.

The content of chlorophyll and carotenoids varies seasonally with greater content in spring (1.34 mg / g MF) and (4.10 mg / g MF) respectively.

Regarding flavonoids we recorded a high content was compared to other seasons with a value of (EQ 113.61 mg / g Ps); for the identification of tannins we noticed the presence of catechin tannins.

The accumulation of organic and inorganic compounds varies seasonally with high levels of stress period (winter-summer) for proline, sugar, protein and Na.

The antimicrobial activity of crude methallonique extracts of *Artemisia campestris* L; does not reveal a great sensitivity to human strains tested; the best results were observed in spring and summer.

Keywords :*Artemisia campestris*L, chlorophyll, flavonoids, Prolin, Na⁺ and K⁺ ions .

المخلص

القيصوم . ويسمى عندنا التقفد، الشاعل، القيصوم . وبالأمازيغية : تاقوقد، تيرجليت، تقوق، والبعض يصفه ضمن أنواع العشيح، وهو نبتة برية يتراوح طولها بين 20 إلى 100 سم. تعتبر هذه النبتة من بين أهم النباتات التي تقاوم الجفاف والتصحر وذلك بوجودها في المناطق السهبية والشبه صحراوية وقد أظهرت دراسة الخصائص الفزيولوجية والبيوكيميائية من هذا النبات تقلب هذه المعايير اعتمادا على الموسم

الكلور وفيلو الكاروتينويد يختلفو سميما مع قدر أكبر من المحتوى في الربيع (4.10 µg/g MF) (µg/g de MF) على التوالي

بالنسبة الى فلافونيدات سجلنا على نسبة عالية في الصيف مقارنة معمواسم آخر ببقيمة (113.61 mg EQ/g Ps) للتعرف فعلى التانان نلاحظ وجود التانان كاتشين

تراكم المركبات العضوية وغير العضوية تختلفو سميما مع مستويات عالية في فترات (الشتاء والصيف) للابرولينو السكر والبروتين والصوديوم.

نشاط مضاد الميكروبيات من محلول methalonique النقي للتقفد لا تكشف عن وجود حساسية كبيرة للسلاطات للإنسان التي تم

اختبارها وقد لوحظت فعلا أفضل لنتائج في فصل الربيع والصيف

--

TABLES DES MATIERES

INTRODUCTION.....	14
CHAPITRE 1 : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE.....	
PARTIE 1 : Généralités sur la plante	17
1. Famille	des
Astéracées	17
2. Genre	
Artemisia	18
1.3. Description botanique	18
1.3.1. Description de la plante	18
1.3.2. Classification de <i>l'Artemisiacampestris</i>	20
1.3.3. Intérêt pastoral	21
1.3.4. Intérêt thérapeutique.....	21
1.3.5. Activités biologiques	22
1.3.6. Activité antioxydante.....	22
1.3.7. Activité antimicrobienne.....	23
PARTIE 2 : Stress abiotique.....	24
2.1. Paramètres physiologiques	24
2.1.1. Eléments minéraux	24
2.1.1.1. Sodium	25

2.1.1.2. Potassium	25
2.1.1.3. Magnésium.....	25
2.1.1.4. Calcium	26
2.1.1.5. Phosphore.....	26
2.1.1.6. Chlorure	27
2.1.2. Pigments végétaux	27
2.1.2.1. Chlorophylles	27
2.1.2.2. Tanins	30
2.1.2.3. Caroténoïdes.....	31
2.1.2.4. Flavonoïdes	31
2.2. Paramètres biochimiques	32
2.2.1. Proline	32
2.2.2. Hydrates de carbones	32
2.2.3. Protéines	33
CHAPITRE 2 :MATERIEL ET METHODES.....	34
2.1. Etude géographique et climatique de la région de Djelfa.....	34
2.1.1. Géologie et géomorphologie.....	35
2.1.2 Hydrogéologie.....	35
2.1.3 Pédologie.....	35
2-2- Etude climatique de la région de Djelfa	36

2-2-1 Indice d'aridité de De MARTONNE	36
2-2-2 Diagramme Ombrothermique de GAUSSEN (1952)	36
2-2-3 Quotient Pluviothermique d'EMBERGER (1955)	37
2-2-4 Températures.....	37
2-2-5 Précipitations.....	38
2-2-6 : Diagramme et quotient pluviothermique de la région de Djelfa	39
2.3. Matériel végétal	41
2.4. Matériel biologique.....	41
2-5 Paramètres physiologiques.....	42
2 -5-1 Dosage de la chlorophylle	42
2 -5-2 Dosage des caroténoïdes.....	43
2 -5-3 Détermination des tanins	43
2 -5-4 Dosage des flavonoïdes.....	43
2 -5-5 Dosage des ions Na ⁺ et K ⁺	44
2 -6 Paramètres biochimiques	44
2 -6-1 Dosage des sucres totaux	44
2-6-2 Dosage de la proline	45
2-6-3 Détermination des matières azotées totales	45
2-7 Test de l'activité antimicrobienne.....	46
2 -8. Mode d'expression des résultats	47

CHAPITRE 3 : RESULTATS ET DISCUSSION.....	48
3.1. Paramètres physiologiques	48
3.2.1 Morphologie des feuilles et tiges	48
3.1.2 Inflorescence	49
3.1.3 Chlorophylle.....	50
3.1.4 Caroténoïdes.....	52
3.1.5 Flavonoïdes.....	54
3.1.6 Identification des tanins.....	55
3.1.7 Teneur en sodium (Na ⁺) dans les feuilles.....	56
3.1.8 Teneur en potassium (K ⁺) dans les feuilles.....	58
3.2. Paramètres biochimiques.....	59
3.2.1. Sucres totaux.....	59
3.2.2. Proline.....	61
3.2.3. Protéines.....	63
3.3. Activité antimicrobienne des extraits méthanoliques d' <i>Artemisia campestris</i>	65
CONCLUSION GENERALE.....	69
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	73
ANNEXES	

LISTE DES ILLUSTRATIONS, FIGURES ET TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Touffe <i>d'Artemisiacampestris</i> de la région de DJELFA.....	19
Figure 2 : Structure des chlorophylles a et b	29
Figure 3: Carte de situation de la région d'étude (region de Djelfa).....	34
Figure 4: Températures moyennes de la Wilaya de Djelfa pour la campagne (2012-2013).....	38
Figure 5: Précipitations mensuelles moyennes de Djelfa (2012-2013).....	année 39
Figure 6: Diagramme ombrothermique de Djelfa campagne (2012-2013)....	39
Figure 7 : Climatogramme d'Emberger période (2012-2013).....	40
Figure 8 : Dosage des flavonoïdes.....	44
Figure 9 : Illustration de la méthode des aromagrammes sur boîte de Pétri..	46
Figure 10 : Feuilles <i>d'Artemisiacampestris</i>	48
Figure 11: Tiges <i>d'Artemisiacampestris</i>	49
Figure 12 : Inflorescence <i>d'Artemisiacampestris L</i>	49
Figure 13 : Graine <i>d'Artemisiacampestris L</i> avec tégument.....	50
Figure 14 : Variation du taux de chlorophylle selon les saisons.....	51
Figure 15 : Variation du taux de caroténoïdes selon les saisons.....	53

Figure 16 : Variation du taux de flavonoïdes selon les saisons.....	54
Figure 17: Détection des tanins (tanins catéchiques)	56
Figure 18 : Teneur en sodium selon les saisons.....	57
Figure 19 : Teneur en potassium selon les saisons.....	58
Figure 20 : Teneur en sucres solubles selon les saisons.....	60
Figure 21 : Teneur en proline selon les saisons.....	62
Figure 22 : Variation de la teneur en protéines selon les saisons.....	63

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1: Formules chimiques des chlorophylles.....	30
Tableau 2 : Caractéristiques climatiques de la région d'étude	35
Tableau 3 : Températures moyennes de la région de Djelfa période (2012-2013).....	37
Tableau 4 : Précipitations moyenne mensuelles de la région de Djelfa campagne (2012-2013).....	38
Tableau 5 : Stades phénologiques d' <i>Artemisia campestris</i> campagne (2012-2013).....	41
Tableau 6 : Teneur moyenne en chlorophylle ($\mu\text{g/g}$ de MF).....	50
Tableau 7 : Teneur moyenne en caroténoïdes ($\mu\text{g/g}$ de MF).....	52
Tableau 8 : Teneur moyenne des flavonoïdes (mg EQ/g Ps).....	54
Tableau 9 : Teneur moyenne en sodium (mg /100 ml).....	56
Tableau 10 : Teneur moyenne en potassium (mg /100 ml).....	58
Tableau 11: Teneur moyenne en sucres solubles ($\mu\text{g/g}$ de MF).....	59
Tableau 12 : Teneur moyenne en proline ($\mu\text{g/g}$ de MF).....	61
Tableau 13 : Teneur en protéines (MAT) (%MS).....	63
Tableau 14 :Antibiogramme des germes étudiés en présence de différents antibiotiques (diamètre de la zone d'inhibition en mm)	65
Tableau 15 : Activité antibactérienne des extraits métalliques d' <i>A. campestris</i> exprimée en (mm).....	66

Tableau 16 : Tableau comparatif des extraits methaloniques d'*Artemisiacampestris* avec les meilleurs résultats et les valeurs les plus faibles résultats des antibiotiques testés en (mm).....68

LISTE DES ABREVIATIONS

Subsp : Sous espèce.

DPPH : 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl.

ATP : L'adénosine-5'-triphosphate.

LEA : LateEmrbyogenesisAbundant.

ANRH : Agence nationale des ressources hydrauliques.

FeCl₃ : Chlorure de Fer.

INTRODUCTION

En Algérie, la zone aride représente près de 95% du territoire national dont 80% dans le domaine hyperaride. Ces chiffres traduisent à eux seuls l'intérêt de ces régions sur le plan socioéconomique. Il est donc indispensable, tant pour les populations autochtones dans ces régions que dans celles des régions limitrophes, d'augmenter les capacités de production des zones arides [1].

La région de Djelfa est connue par sa superficie qui avoisine les 32280,41 km², mais l'agriculture dans celle-ci est marginalisée à cause du climat aride et surtout par la formation géologique qui présente une contrainte édaphique importante (croûte et dalle calcaire). Elle est caractérisée par un climat sec et semi aride avec l'existence de deux saisons, l'une sèche et chaude l'autre pluvieuse et froide. La pluviométrie est faible et irrégulière (< 350 mm/an) , d'où la limitation de l'activité de la vie végétative [2].

La variabilité du climat dans ces régions représente un stress permanent pour les écosystèmes. Selon le degré de stress dans le milieu, les plantes sont exposées à des modifications de leur comportement morpho-physiologique , biochimique et minéral [3,4,5] .

Ainsi, les plantes réagissent à ce stress, soit pour disparaître ou déclencher des mécanismes de résistance. Parmi ces mécanismes, l'ajustement osmotique joue un rôle primordial dans la résistance ou la tolérance de la plante à la contrainte abiotique [6].

L'Algérie possède une flore végétale riche et diversifiée. Parmi les plantes spontanées tolérantes au stress qui constituent le couvert végétal, se trouve le genre *Artemisia*, ce dernier est largement distribué surtout dans les régions semi arides.

De nombreuses espèces du genre *Artemisia* sont utilisées en médecine traditionnelle parce qu'elles renferment plusieurs molécules ayant des vertus d'activités thérapeutiques.

Parmi les espèces les plus connues de ce genre se trouve *Artemisia campestris* communément appelée "dgouft"; cette plante est largement utilisée en phytothérapie. *Artemisia* a suscité l'intérêt de plusieurs chercheurs qui ont menés des études pour déterminer sa composition chimique [7,8,9,10], ainsi que les propriétés biologiques [10, 11 ; 12 ;13].

C'est dans ce contexte que s'inscrit notre travail dont l'objectif est d'étudier le comportement de l'armoise rouge (*Artemisia campestris*) durant son cycle en fonction des saisons afin de suivre les mécanismes d'adaptation vis-à-vis des conditions extrêmes du milieu.

- ✓ Analyse de quelques paramètres physiologiques (chlorophylle, caroténoïdes, flavonoïdes, détermination des tanins, accumulation des ions K^+ et Na^+) afin de mettre en valeur le rôle des facteurs du milieu sur la modification de la physiologie de la plante.
- ✓ Dosage de certains paramètres biochimiques (sucres solubles, proline, protéines) pour déterminer le rôle joué par ces derniers dans l'adaptation de la plante dans ces zones.
- ✓ Tester l'activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique brute d'*Artemisia campestris* contre certaines souches bactériennes les plus répandues et dangereuses notamment : (*Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*).
- Le quatrième chapitre est réservé aux résultats et discussion et nous achevons notre travail par une conclusion générale et perspectives et recommandations à entreprendre dans nos futures recherches.

CHAPITRE I :

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

PARTIE 1 : GENERALITES SUR l'Artemisa

A.campestris L., connue en Algérie sous le nom "dgouft" pousse de façon spontanée dans la steppe et le désert [14].

1.1. Famille des Astéracées

Astéracées (Composées) est une famille d'herbes, arbustes ou arbres, communément appelées Aster, comprenant environ 1535 genres et 23.000 espèces [15].

Le mot « Aster » du grec signifie étoile, en relation avec la forme de la fleur.

C'est une des familles la plus importante des Angiospermes. Ce sont presque toujours des plantes herbacées avec souvent des racines charnues appelées les rhizomateuses, tubéreuses ou pivotantes [16,17].

Cette famille peut se trouver sous forme d'arbres ou plus rarement des arbustes[16]. L'aspect de l'appareil végétatif est très diversifié pour caractériser les Astéracées sur ce seul critère. En revanche, cette famille est très homogène au niveau des inflorescences qui sont très caractéristiques.

On distingue quatre sous familles [16]:

- Tubuliflores ou carduacées
- Liguliflores ou chicoracées
- Labiactiflores
- Radiées ou corymbifère

1.2. Genre Artemisia

Distribué principalement dans l'hémisphère nord, l'*Artemisia* (Composées) est le plus grand genre de la tribu Anthemideae avec plusieurs espèces qui poussent le long de la côte méditerranéenne de pays européens et africains [18].

Le genre *Artemisia*, comprend environ 500 espèces à travers le monde. Dans la flore de l'Algérie il est représenté avec 11 espèces spontanées d'*Artemisia* [19, 20,21].

Selon DE CANDOLLE, (1837) [22], quatre sections sont décrites: *Abrotanum*, *Absinthium*, *Seriphidium* et *Dracunculus*.

Les Espèces d'*Artemisia* sont largement utilisés en médecine traditionnelle dans le monde entier avec différentes applications thérapeutiques bien connues (maux d'estomac, la diarrhée, parasitisme, les infections intestinales et bronchiques, angine, contre les plaies, le rhume et la toux) [23,24].

Elles ont des activités anti-inflammatoires, anti-tumoral, anti-oxydantes, antispasmodiques, antimicrobiennes, insecticides, antipaludéennes, antifongiques et anti-oxydantes [25]. Ces diverses activités biologiques se manifestent par différents composés dont les principales composantes sont les huiles essentielles et les polyphénols [26,27]. Selon la littérature, plus de 260 espèces d'*Artemisia* ont été étudiées pour révéler qu'ils contiennent de nombreuses classes de métabolites secondaires y compris les terpènes, flavonoïdes, des coumarines, des glucosides, stéroïdes et polyacétylènes [28].

1.3. Description botanique

1.3.1. Description de la plante

L'Artemisia campestris est une plante vivace herbacéede 3-8 dm. semi ligneuse, glâbre à l'état adulte, ascendante, à rameaux étalés rougeâtres non visqueuses qui peuvent atteindre 1.5 mètres. Les jeunes tiges sont argentées et soyeuses. La plante est glabre à l'état adulte, elle présente des feuilles caulinaires bipennatiséquées. Les feuilles de la base sont pétiolées, suivies de celles qui sont sessiles à segments très étroits, linéaires, mucronulées ; involucre glabres et luisantes.

Les fleurs sont petites et forment un épi ou inflorescence en forme de panicule, elles sont pollinisées par le vent [29,30]. La plante produit des fleurs femelles fertiles et fonctionnellement des fleurs staminées avec des ovaires avortés [31], la pollinisation croisée est prédominante,

Les fruits sont des akènes d'environ 0,8 mm de long sans aigrette [32, 33, 34,35, 36,37]. Les graines de *l'Artemisiacampestris* sont principalement dispersées par le vent. Sans une aigrette, la graine reste généralement près de la plante mère ou est dispersée sur de courte distance par le vent [30].



Figure 1 : Touffe d'*Artemisia campestris* de la région de DJELFA

1.3.2. Classification de l'*Artemisia campestris*

La Systematique d'*Artemisiacampestris* est comme suit [38,39] :

Règne: *Plantae*

Sous règne: *Tracheobionta*

Embranchement: *Spermatophyta*

Sous embranchement: *Magnoliophyta (Angiospermes)*

Classe: *Magnoliopsida (Dicotylones)*

Sous classe: *Asteridae(Gamopetales)*

Ordre: *Asterales*

Famille: *Asteraceae*

Sous famille: *Asteroideae (Radiées)*

Tribu: *Anthemideae*

Sous Tribu: *Artemisiinae*

Genre: *Artemisia*

Espèce: *Artemisia campestris(L).*

Noms communs

Français : Armoise champêtre ou Armoise des champs .

Anglais : Field Dagwort, Field Southernmood, Field Wormwood [32].

Nomsvernaculaires

Degouft, Alala,Chaal,Khicoum,Tagouft,Tagoug,Tieredjeli [33].

Sous espèces d *Artemisia campestris*

Artemisiacampestris se compose de six sous-espèces [18] :

Artemisiacampestrissubsp. alpina

Artemisiacampestrissubsp. glutinosa

Artemisiacampestrissubsp. maritima

Artemisiacampestrissubsp. campestris

Artemisiacampestrissubsp. bottnica

Artemisiacampestrissubsp. Borealis

1.3.3. Intérêt pastoral

L 'Armoise champêtre est une plante toxique pour la plus part des animaux. Elle est broutée par les animaux uniquement en période de disette [40].

1.3.4. Intérêt thérapeutique

Dans la médecine traditionnelle arabe, *Artemisia campestris* été utilisé comme fébrifuge, vermifuge, anti-cancéreux, contre les troubles digestifs, l'ulcère gastrique, et les douleurs menstruelles [14,41]. L'infusion, la macération et la décoction de feuilles et de fleurs d'*Artemisia campestris* sont des modes de préparation pour l'administration orale [42].

Les feuilles de *Artemisiacampestris* sont largement utilisées en médecine traditionnelle en décoction pour leur sérum antivenimeux, anti-inflammatoire, anti-rhumatismal et des activités antimicrobiennes [11, 43,44].

Le criblage phytochimique de cette espèce a révélé la présence de tanins, des polyphénols, des flavonoïdes, des saponosides, des huiles essentielles et des minéraux [45].

1.3.5. Activités biologiques

En plus de l'utilisation dans la thérapie traditionnelle, *Artemisia campestris* possède de nombreuses propriétés biologiques.

1.3.6. Activitéantioxydante

Parmi les activités biologiques des plantes médicinales ces dernières années,l'attention s'est portée sur l'activité antioxydante en raison du rôle qu'elle joue dans la prévention des maladies chroniques telles que les pathologies du cœur, le cancer, le diabète, l'hypertension, et la maladie d'Alzheimer en combattant le stress oxydant [46, 47,48].

Il existe de nombreuses études qui montrent l'action antioxydante des extraits *A. campestris* [49,50]. La partie aérienne d'*Artemisia campestris* possède des activités antioxydantes significatives. Elle renferme les flavonoïdes, les polyphénols et les tanins. Ces différents constituants exercent leurs actions antioxydantes en inhibant la production de l'anion superoxyde, l'hydroxyle, comme ils inhibent la peroxydation lipidique au niveau des microsomes [51].

AKROUT et *al.* , (2011) [13] ont étudié l'activité antioxydante de trois extraits de la partie aérienne d'*Artemisia campestris*(huile essentielle, extrait aqueux, extrait éthanolique à 50%) en utilisant: la méthode de DPPH, la technique de décoloration du β -carotène et la méthode d'ABTS (2,2 azinobis-3-ethylbenzthiazoline-6-sulphonicacid). Les résultats ont montré que l'huile d'*Artemisiacampestris*possède une faible activité antioxydante, alors que les extraits aqueux et organiques montrent une activité antioxydante importante en comparaison à celle de l'huile essentielle .

1.3.7. Activité antimicrobienne

Les activités antimicrobiennes rapportées de différentes espèces de la famille des *Astéracée*, sont principalement attribués à leurs composés les plus actifs, des polyphénols et des alcaloïdes [52].

L'extrait méthanolique brute *d'Artemisia campestris* a montré un bon effet inhibiteur contre les bactéries Gram-positif seulement [53].

En outre *Artemisiacampestris* possède des propriétés antifongiques, KYEONG et *al.*, (2007) [54] ont étudié l'effet de l'extrait aqueux des racines *d'Artemisiacampestris* sur des champignons de mycorhize, les résultats obtenus montrent que l'extrait aqueux possède un potentiel antifongique.

L'huile essentielle *d'Artemisia campestris* contient une concentration élevée de *B*-pinène, l' α -pinène, germacrène D, le myrcène et le limonène, les terpènes, sont des substances ont des activités antitumorales contre plusieurs types de cancers humains, tels que le cancer du sein, le cancer du foie et du mélanome [55, 56,57].

AKROUT et *al.*,(2011)[13] ont constaté que les huiles essentielles, l'éthanol-eau et des extraits d'infusion *d'Artemisia campestris*(L). peuvent inhiber la croissance de cellules humaines d'adénocarcinome.

PARTIE 2 : Stress abiotique

Selon le degré de stress dans le milieu, les plantes sont exposées à des modifications de leur comportement morpho-physiologique, biochimique, et minéral [58,59,60].

Pour limiter les conséquences d'un stress osmotique, les cellules doivent mettre en place un dispositif permettant de maintenir l'absorption d'eau et de protéger les structures les plus sensibles à une déshydratation fatale, c'est le mécanisme de l'ajustement osmotique [61].

Celui ci est réalisé grâce à une accumulation de composés osmorégulateurs conduisant à une réduction du potentiel osmotique permettant ainsi le maintien du potentiel de turgescence [62].

Les principales substances accumulées en réponse aux stress osmotiques peuvent être des acides aminés (proline et alanine), des sucres (saccharose, tréhalose et fructane), des polyols (mannitol et pinitol), des ions quaternaires (bétaines), des composés à groupement sulfonium tertiaire (diméthylsulphoniopropionate), ou encore des acides organiques (malate, glutamate et citrate).

2.1. Paramètres physiologiques

2.1.1. Eléments minéraux

L'apport d'éléments minéraux sont considérés comme essentiels pour la croissance et le développement des plantes, certains ayant un rôle dans la structure des composés tandis que d'autres sont impliqués dans des activités enzymatiques, ou comme un porteur de charge et osmorégulateur [63].

Les éléments essentiels sont traditionnellement subdivisés en deux catégories : les macroéléments et les microéléments ou oligoéléments. Une telle distinction est le reflet des concentrations relatives de ces éléments présents dans les tissus où des concentrations requises dans la confection des solutions nutritives [64].

Chaque élément joue un rôle dans une structure donnée ou dans une fonction spécifique. L'absence d'un élément essentiel se manifeste par l'apparition de symptômes biochimiques ou morphologiques liés à cette carence [65].

2.1.1.1. Sodium

Dans le sens de la définition de NICHOLAS , (1961), le sodium (Na^+) est considéré comme un élément nutritif fonctionnel chez toutes les plantes [66].

Chaque fois que les sols sont salins et que la disponibilité en eau du sol est faible, un groupe diversifié de plantes appelés halophiles accumulent suffisamment de sels de Na^+ dans les vacuoles afin de maintenir la turgescence [67,68,69 ,70,71].

2.1.1.2. Potassium

En tant que cation inorganique le plus abondant dans le cytoplasme ; le potassium est impliqué dans des fonctions cellulaires essentielles outre son rôle dans la neutralisation de la charge électrique nette des bio-molécules ; au contrôle de la polarisation électrique de la membrane plasmique et au contrôle du potentiel osmotique intracellulaire [72].

Chez les plantes en liaison avec cette dernière fonction ; le potassium est impliqué dans le contrôle de la pression de turgescence et les fonctions connexes élongation cellulaire ou mouvement cellulaire. Notons que le K^+ joue un rôle, direct ou indirect, important dans la régulation d'activité enzymatique, la synthèse des protéines, le contrôle des échanges gazeux par la régulation de l'ouverture et la fermeture des stomates, la photosynthèse et l'homéostasie du pH cytoplasmique [73, 74,75].

2.1.1.3. Magnésium

Le magnésium joue un rôle non seulement structurel mais aussi régulateur de plusieurs fonctions importantes. En tant qu'atome central, dans la porphyrine, de la molécule de la chlorophylle, il joue un rôle important dans la photosynthèse [76].

Il est également impliqué dans la formation des protéines (il est nécessaire à la stabilisation de la structure du ribosome), des sucres, des graisses et des vitamines. On lui attribue encore le rôle de co-facteur de plusieurs enzymes. En effet il est important dans les réactions enzymatiques avec l'ATP de part son rôle dans la liaison de la molécule d'ATP avec le site actif de l'enzyme [77].

2.1.1.4. Calcium

Par rapport à Mg^{++} , il y'a quatre attributs marquants de Ca^{++} [72]:

- L'activité ionique cytoplasmique est faible chez tous les eucaryotes étudiés.
- Ca^{++} a une faible mobilité physiologique, qui se traduit par un faible taux d'accumulation, de transport de cellule à cellule et le transport du phloème.
- Il y'a une exigence essentielle pour Ca^{++} à l'extérieur du protoplaste, sur la surface extérieure de la membrane plasmique et la paroi cellulaire.
- Ca^{++} semble avoir un rôle limité en tant que co-facteur enzymatique.

Contrairement à cette règle est l'observation que Ca^{++} est accumulée par les plantes, en particulier dans les feuilles où il peut être irréversiblement déposé dans des concentrations qui concurrencent avec ceux de K^+ .

Physiologiquement, le calcium sert à éviter les dommages de la membrane cellulaire [78,79] ainsi que de retarder la sénescence et l'abscission [80]. Il renforce également la structure de la paroi cellulaire [78].

2.1.1.5. Phosphore

Le phosphore appartient au groupe d'éléments minéraux importants pour le stockage d'énergie et dans le maintien de la structure des plantes.

Dans la plante il est sous forme PO_4^{3-} (phosphate), dans les tiges principales, les pétioles des feuilles et les zones en croissance active.

C'est un composant des acides nucléiques, des phospholipides et dans les molécules énergétiques telles l'ATP et le NADPH [81,82].

2.1.1.6. Chlorure

Le chlore est un micronutriment essentiel pour les plantes supérieures. Il est surtout présent sous forme d'anion Cl^- . Le chlorure est un soluté majeur dans la vacuole et il est impliqué à la fois dans la turgescence, l'osmorégulation cellulaire et le fonctionnement du PSII 680 (Ce complexe enzymatique est le premier à intervenir dans les réactions de la photosynthèse dépendante de la lumière en tant que co-facteur essentiel) [83].

Dans le cytoplasme, le chlorure peut réguler les activités d'enzymes clés. En outre, Cl^- agit également comme contre anion, et est impliqué dans la stabilisation du potentiel de membrane, la régulation des gradients de pH intracellulaire [87,88,89].

Le chlorure devient toxique pour les plantes en cas d'accumulation à des concentrations élevées dans le cytoplasme entraînant des déséquilibres de charge électrique cellulaire [86].

2.1.2. Pigments végétaux

Pour qu'un être vivant puisse utiliser l'énergie lumineuse, il doit être capable de l'absorber. C'est le rôle des pigments ; chaque pigment absorbe certaines longueurs d'ondes et en réfléchit d'autres [87].

Les principaux pigments végétaux sont les chlorophylles, les tanins, les flavonoïdes et les caroténoïdes.

2.1.2.1. Chlorophylles

Les chlorophylles font partie d'un groupe de pigments tétrapyrroliques avec des fonctions et des éléments structuraux communs. Elles sont caractérisées par un cycle à cinq membres et par la présence d'un atome de magnésium complexé en leur centre. On trouve ces pigments verts dans tous les organismes photosynthétiques, à savoir les photobactéries, les cyanobactéries, les algues et les plantes supérieures.

Les chlorophylles jouent un rôle biologique primordial dans la photosynthèse, durant laquelle l'énergie lumineuse du soleil est captée et canalisée. Vu l'importance de la photosynthèse, les chlorophylles sont aussi appelées « pigments de la vie »

Aujourd'hui, on dénombre plus de 50 chlorophylles différentes. Les plus répandues et également les plus étudiées sont les chlorophylles (a) et (b) ; les chlorophylles (c) et (d). Les bactériochlorophylles ont également été largement répertoriées.

❖ Chlorophylle (a)

La plus répandue, est présente dans tous les organismes capables d'effectuer la photosynthèse aérobie (Figure 2) et (tableau1).

La chlorophylle (a) est indispensable à la réalisation de la photosynthèse. Dans les feuilles de la plupart des plantes, elle représente environ les trois quart de la teneur totale en chlorophylles [87].

❖ Chlorophylle (b)

Elle se différencie de la chlorophylle (a) par la présence d'un groupe formyl à la place d'un groupe méthyl en position C(7) (Figure 2) et (tableau 1).

La chlorophylle (b) n'est présente que dans les complexes jouant le rôle de capteurs d'énergie lumineuse, contrairement à la chlorophylle (a) qui est aussi impliquée dans les centres réactionnels.

Comme la chlorophylle (b) absorbe la lumière à des longueurs d'onde différentes de celles de la chlorophylle (a), elle lui est complémentaire. En effet, elle permet aux organismes qui la possèdent d'utiliser plus efficacement l'énergie lumineuse du soleil [88].

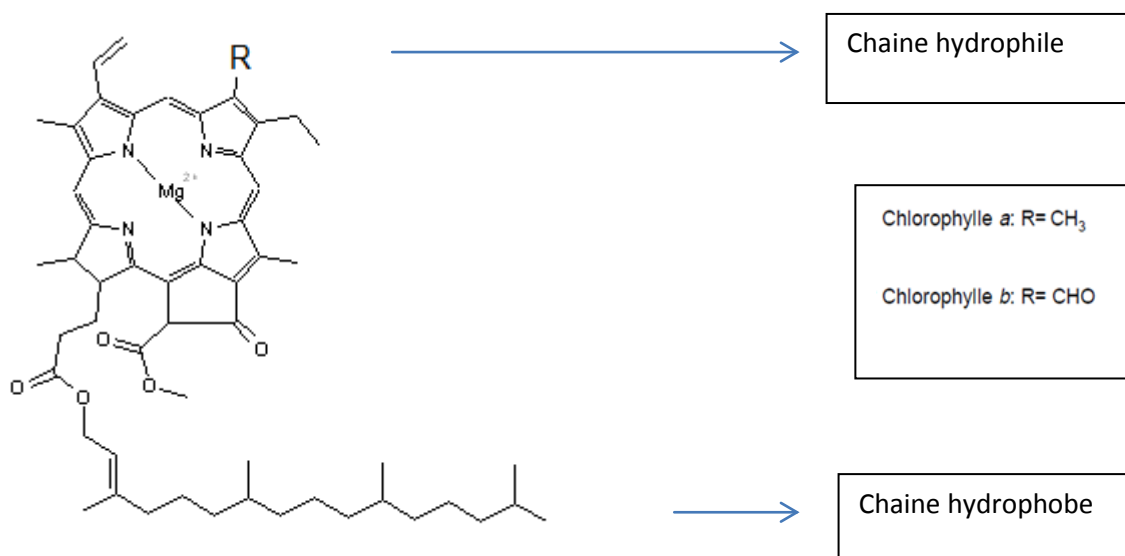


Figure 2 : Structure des chlorophylles (a) et (b) avec leur configurations absolues [89]

❖ Chlorophylles (c) et (d) :

La chlorophylle (c) existe chez certaines variétés d'algues (chromophytes). Ces pigments appartiennent à la famille des porphyrines[98] (Tableau 1).

La chlorophylle (d) diffère de la chlorophylle (a) par la présence d'un groupe formyl à la place d'un groupe vinyl à la position C(3). Elle a été découverte dans des extraits de rhodophytes (algues rouges). La chlorophylle (d) proviendrait de la chlorophylle (a), ce qui résulterait d'une biosynthèse erronée [88] (Tableau1).

Tableau 1: Formules chimiques des chlorophylles [89].

	Chlorophylle (a)	Chlorophylle (b)	Chlorophylle (c ₁)	Chlorophylle (c ₂)	Chlorophylle (d)
Formule Brute	C ₅₅ H ₇₂ O ₅ N ₄ Mg	C ₅₅ H ₇₀ O ₆ N ₄ Mg	C ₃₅ H ₃₀ O ₅ N ₄ Mg	C ₃₅ H ₂₈ O ₅ N ₄ Mg	C ₅₄ H ₇₀ O ₆ N ₄ Mg
Groupe C ₃	- CH=CH ₂	- CH=CH ₂	- CH=CH ₂	- CH=CH ₂	- CHO
Groupe C ₇	- CH ₃	- CHO	- CH ₃	- CH ₃	- CH ₃
Groupe C ₈	- CH ₃ CH ₃	- CH ₃ CH ₃	- CH ₃ CH ₃	- CHCH ₂	- CH ₃ CH ₃
Groupe C ₁₇	-CH ₂ -CH ₂ COO-Phytyl	-CH ₂ =CH ₂ COO-Phytyl	-CH ₂ =CHCOOH	-CH=CHOOH	- CH ₂ -CH ₂ COO-Phytyl
Liaison C ₁₇ -C ₁₈	Simple	Simple	Double	Double	Simple
Occurrence	Universel	Principalement Plantes vertes, algues vertes	Divers algues	Divers algues	Certains Cyanobactéries

2.1.2.2. Tanins

Les tanins sont des substances polyphénoliques de structure variée, de saveur astringente [91].

Les tanins sont très répandus dans le règne végétal, mais ils sont particulièrement abondants dans certaines familles comme les conifères, les fagacées et les rosacées [92]. Ils peuvent exister dans divers organes notamment les racines, l'écorce, les feuilles, les fruits, et les graines [93].

On distingue habituellement chez les végétaux supérieurs, deux groupes de tanins différents par leur structure ainsi que par leur origine biogénétiques [94] ; il s'agit de :

- Les tanins hydrolysables
- Les tanins condensés

Grâce à leurs astringence, les tanins sont utilisés comme antidiarrhéiques, vasoconstricteurs et hémostatiques. Ils sont surtout utilisés comme protecteurs veineux dans le traitement des varices et hémorroïdes [91].

2.1.2.3. Caroténoïdes

L'importance des caroténoïdes n'est pas seulement due à leurs propriétés colorantes, ils sont aussi très importants pour la santé. Ces composés sont source de vitamine (A) et sont des précurseurs de produits chimiques importants responsables de la saveur des aliments et le parfum des fleurs.

Ils présentent des activités biologiques importantes associées aux propriétés antioxydantes, telles que le renforcement du système immunitaire, réduisant le risque de maladies dégénératives comme le cancer, la prévention du risque de maladies cardio-vasculaires, la prévention de la dégénérescence maculaire, et de réduire le risque de cataracte [95,96].

Les pigments caroténoïdes sont un groupe diversifié de composés lipophiles qui contribuent à la coloration jaune ou rouge de nombreux aliments. Les types de caroténoïdes les plus courants sont : β carotène, le lycopène, la lutéine et la zéaxanthine [97].

2.1.2.4. Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont synthétisés au niveau des feuilles, fleurs, fruits, et des graines d'un grand nombre de végétaux.

Le terme flavonoïde désigne une très large gamme de composés naturels appartenant à la famille des polyphénols [98]. Ils sont considérés comme des pigments quasiment universels des végétaux, souvent responsables de la coloration des fleurs, des fruits et parfois des feuilles. À l'état naturel, les flavonoïdes se trouvent le plus souvent sous forme d'hétérosides [92,94]. On estime que 2 % environ du carbone organique photo-synthétisé par les plantes est converti en flavonoïdes [99].

Leur accumulation confère des avantages écologiques et physiologiques majeurs [100, 101, 102,103] ; ils participent activement à la coloration des fleurs et des fruits [101,104].

Les flavonoïdes peuvent être subdivisés en plusieurs classes dont les plus importantes sont: les flavones, les isoflavandiol, les flavanols, les flavandiols, les aurones, les chalcones et les anthocyanins [105].

2.2. Paramètres biochimiques

2.2.1. Proline

La proline est un acide aminé, synthétisée à partir de l'acide glutamique. Sa nature amphiphile lui permet des interactions particulières entre les structures hydrophobes des protéines et le milieu aqueux du cytoplasme.

Une forte concentration cytoplasmique de proline reste compatible avec les activités métaboliques de la cellule du fait de sa solubilité et de son absence de toxicité. Le métabolisme de la proline dépend des fluctuations du contenu relatif en eau des parties aériennes [106].

L'accumulation active de solutés tels que la proline entraîne une baisse du potentiel osmotique à des valeurs inférieures à celles du potentiel hydrique favorisant ainsi le maintien de la turgescence et permettant l'ouverture des stomates ainsi qu'une bonne activité physiologique [107,108].

De ce fait, la proline est considérée comme un indicateur métabolique de contrainte. Il est non spécifique (contrainte hydrique / thermique/ salin). Son accumulation est une caractéristique commune à de nombreuses monocotylédones soumises à un stress hydrique [109, 110, 111, 112,113].

2.2.2. Hydrates de carbonnes

Les composés carbonés tels que les sucres solubles jouent un rôle important dans le développement et le fonctionnement des cellules vivantes. Ainsi, les sucres solubles constituent la source préférentielle d'énergie et de carbone pour les cellules eucaryotes. Chez les plantes, ils sont impliqués dans la régulation de processus de développement de l'embryon et de la graine [114], l'organogenèse post-embryonnaire [115] et les processus de sénescence [116].

De plus, des situations de stress, telles que la sécheresse, les fortes salinités, les faibles températures ou un excès d'énergie conduisent à une forte accumulation de sucres solubles, généralement interprétée comme une réponse adaptative [117,118], où les sucres jouent un rôle de soluté compatible, intervenant dans la stabilisation des protéines et des membranes [119,120] .

2.2.3. Protéines

Les protéines jouent un rôle central dans la biochimie des cellules. La plus part des membranes renferment jusqu'à 50% de leur masse de protéines [64].

Les protéines de stress jouent un rôle dans l'adaptation de la plante et de ce fait de nombreux chercheurs abordent la résistance au stress par l'isolement et l'étude de ces molécules [121].

La chute du potentiel hydrique stimule non seulement le phénomène d'osmorégulation mais également l'inhibition ou la synthèse de nouvelles protéines [122] .Parmi elles les protéines LEA (LateEmbryogenesisAbundant)qui assurent une protection de l'ensemble vitale des protéines cellulaires [123] et les protéines de choc thermique qui permettent un maintien des structures protéiques et membranaires de la cellule végétale [124].

CHAPITRE 2

MATERIEL ET METHODES

2.1. Etude géographique et climatique de la région de Djelfa

La wilaya de Djelfa se caractérise par un climat semi-aride à aride avec de très faibles précipitations et un fort pouvoir évaporant de l'air. Il s'agit d'une région à vocation pastorale mais où l'agriculture est néanmoins omniprésente [125].

La wilaya de Djelfa est située dans la partie centrale de l'Algérie du Nord au delà des piémonts Sud de l'Atlas Tellien en venant du Nord dont le chef lieu de Wilaya est à 300 kilomètres au Sud de la capitale [126].

La zone retenue est d'une superficie d'environ 32280,41 km². Elle fait partie des hauts plateaux centre. Elle est située entre 33° et 35 ° de latitude Nord et 2° et 5° de longitude Est. La région de Djelfa est caractérisée par une altitude variant de 150 m à 1613 m [127] et se trouve limitée au Nord par les wilayas de Médéa et Tissemsilt, à l'Est par Biskra et Msila, à l'ouest par Laghouat et Tiaret et au sud par El oued et Ghardaïa (Figure 3).



Figure 3: Situation de la région d'étude (region de Djelfa).

La station d'étude est située dans la commune d'Ain Maabed à 23 kilomètres au Nord du chef lieu de la wilaya de Djelfa.

Tableau 2 : Caractéristiques climatiques de la commune de AinMaabed

Commune	Latitude (degré °)	Longitude (degré°)	Altitude (m)
Ain Maabed	34.20	3.23	1180

2.1.1. Géologie et géomorphologie

La région de Djelfa présente un substrat formé avec des roches calcaires du quaternaire, des dépôts d'argile, de graviers et du sable [128].

Elle se caractérise par la présence de trois principales formations : reliefs, dépressions et surfaces plus ou moins planes.

2.1.2 Hydrogéologie

Les plus importantes nappes d'eau sont localisées à Ain Ouessera, Birine et Zahrez dans la zone de Messaad. Un réseau d'oueds important draine l'ensemble de la forêt. Il est une véritable source hydrique qui alimente la nappe phréatique en hiver [129].

2.1.3 Pédologie

Les sols de la région de Djelfa sont formés d'un dépôt hétérométrique variant de calcaire sablonneux à calcaire argileux, ils sont peu profonds allant de 0 à 20 cm [130].

Les sols de la région de Djelfa sont fragiles et pauvres. Les croûtes calcaires viennent souvent s'installer en surface. La quasi-totalité des sols se caractérisent par la richesse en calcaire, la pauvreté en matières organiques. Le pH est basique, la salinité se concentre surtout au bord des chotts. Cette fragilité et sensibilité est due à l'action de l'érosion [129].

2-2- Etude climatique de la région de Djelfa

La région de Djelfa est caractérisée par un climat sec et semi aride avec l'existence de deux saisons, l'une sèche et chaude l'autre pluvieuse et froide. La pluviométrie est faible et irrégulière (< 350 mm/an) [127]. Les températures moyennes mensuelles sur la période 1984-2006 (22ans) sont comprises entre 4.60 °C et 26.56 °C (ANNEXE 1).

Le régime des vents est caractérisé par une variation saisonnière des directions dominantes avec des vents pluvieux du Nord-Ouest et des vents secs et chauds soufflant du Sud et ramenant des pluies orageuses et plus fréquentes pendant le mois de juillet.

Les fortes valeurs d'insolation sont observées pendant la saison sèche avec un maximum de (321.70 heures) au mois de juillet. Durant la saison pluvieuse, l'insolation atteint un minimum de 168.87 heures en décembre (ANNEXE 1) [130].

Afin de déterminer les caractéristiques climatiques de la région de Djelfa, DERRAJI et *al.*, (2013) [131] se sont basés sur les principaux paramètres qui sont les températures et les précipitations. Ils ont choisi trois indices, afin de marquer la période sèche et l'étage bioclimatique de la région d'étude.

2-2-1 Indice d'aridité de De MARTONNE

DERRAJI et *al.*, ont signalé que la première période (1913-1938) présentait un régime semi-aride à écoulement temporaire et à formation herbacée. En revanche, dans la deuxième période la plus récente (1980-2011) l'aridité s'est accentuée présentant un régime à tendance désertique [131].

2-2-2 Diagramme Ombrothermique de GAUSSEN (1952)

La saison sèche à Djelfa durait 05 mois pour la période allant de 1913 à 1938. Actuellement, et durant les trois dernières décennies (1980-2011) (30 ans) la saison sèche est en moyenne de 06 mois et demi (de la mi-mars à la fin septembre). Nous remarquons que cette période s'est prolongée d'un mois et demi en dépit d'un printemps déjà sec. Néanmoins, cette sécheresse ne reflète pas l'absence totale de pluies [131].

2-2-3 Quotient Pluviothermique d'EMBERGER (1955)

Le climat de Djelfa est de type méditerranéen, située à la porte du Sahara algérien. Djelfa faisait partie durant la période (1913-1938) à un étage bioclimatique semi-aride à hiver froid. Durant les trois dernières décennies (1980-2011), cette région se retrouve dans un étage bioclimatique aride à hiver froid [131].

2-2-4 Températures

Les données thermiques des températures moyennes mensuelles pour la campagne 2012/2013, sont représentées dans le tableau (3) et la figure (4).

Tableau 3: Températures moyennes de la région de Djelfa période (2012-2013)
[132].

Mois	Avril	Mai	Juin	Juill.	Août	Sept.	Oct.	Nov.	Dec.	Jan.	Fév.	Mars	Avril
Max. (°C)	17.3	25.9	33	35.8	35.3	27.6	21.6	15.2	10.7	9.7	9.3	14.5	19.5
Min. (°C)	6.3	10.8	18.2	20.5	19.4	15.3	10.6	6.2	1.8	1.7	0.1	4.8	6.4
Moy. (°C)	11.5	19.3	26.1	28.6	28.3	21.2	15.8	10.7	6.1	5.7	4.7	9.7	13

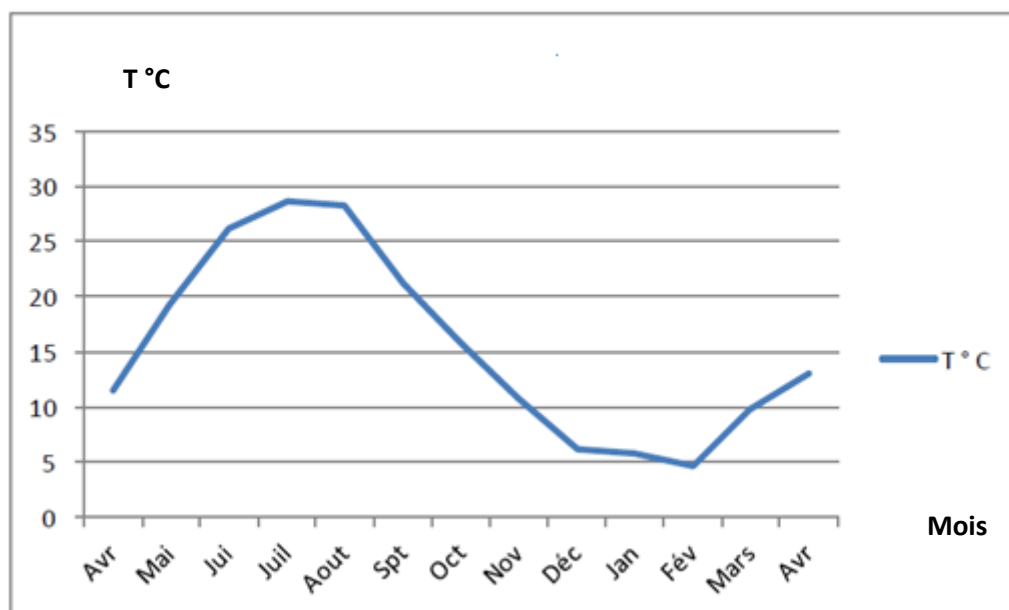


Figure 4 : Températures moyennes de la Wilaya de Djelfa
(Campagne 2012/2013) [132].

L'analyse de la figure (4) montre que le mois le plus chaud est le mois de Juillet avec une température de 28.6°C. Le mois le plus froid est celui de Février, avec une température de 4.7°C.

2-2-5 Précipitations

Les données des précipitations moyennes mensuelles durant la campagne 2012/2013 sont représentées dans le tableau (4) et la figure (5).

La répartition mensuelle des précipitations est irrégulière, avec un très faible taux pour le mois de Juillet (1.7 mm)(tableau 4 et figure 5).

La période pluvieuse s'étale du mois d'Août à Novembre et de Janvier à Avril, avec un maximum de 48.8 (Avril).

Tableau 4 : Précipitations moyennes mensuelles de la région de Djelfa
(2012-2013) [132].

Mois	Avril	Mai	Juin	Juill.	Août	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.	Jan.	Fév.	Mars	Avril
Pmm	48.8	8.2	30.8	1.7	24.6	16.2	24.3	27.8	6.8	26.7	23.5	12.5	32.8

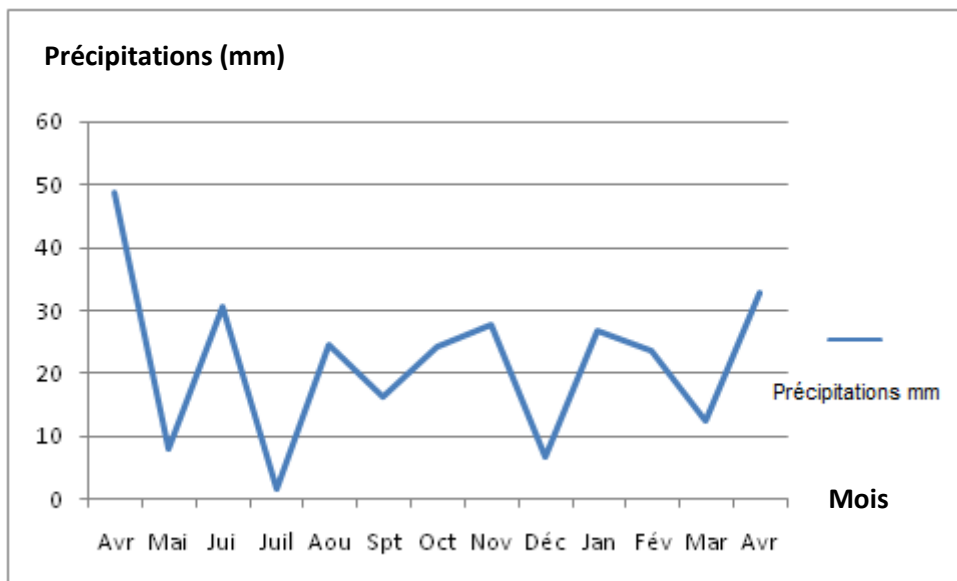


Figure 5 : Précipitations mensuelles moyennes de la région de Djelfa 2012-2013 [132].

2-2-6 : Diagramme et quotient pluviothermique de la région de Djelfa :

Le diagramme pluviothermique de l’année 2012-2013 montre que la période humide débute à partir de la fin Décembre à fin Avril. On enregistre deux mois secs à savoir Mars et Décembre. La période sèche s’étale de Mai à fin Octobre. Le mois de juillet est le plus sec, c’est le mois le plus aride.

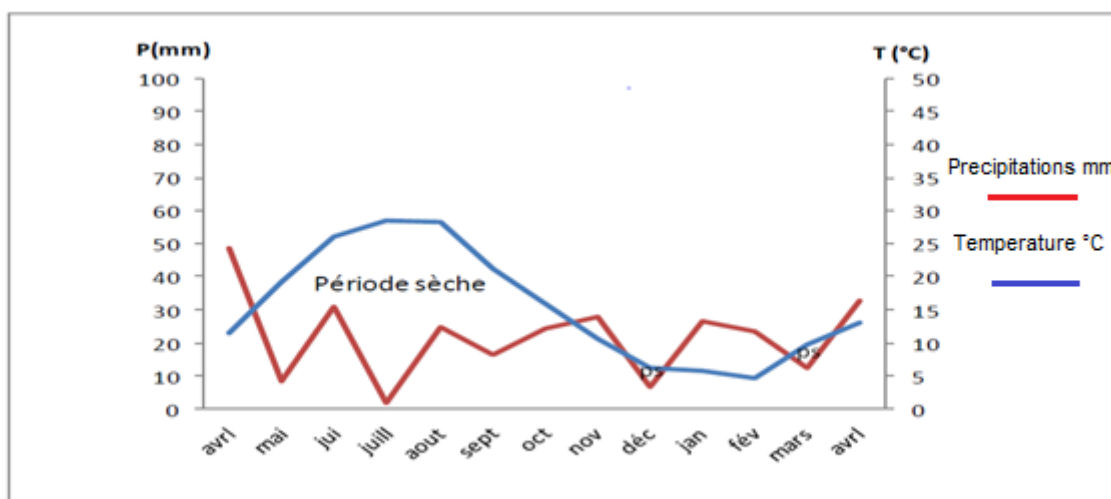


Figure 6: Diagramme ombrothermique de Djelfa campagne(2012-2013)[132].

➤ Quotient pluviométrique d'Emberger période (2012-2013)

- $Q = 3.43 \times P / (M - m)$

- $Q = 3.43 \times 284.7 / (35.8 - 0.1)$

- $Q = 27.29$.

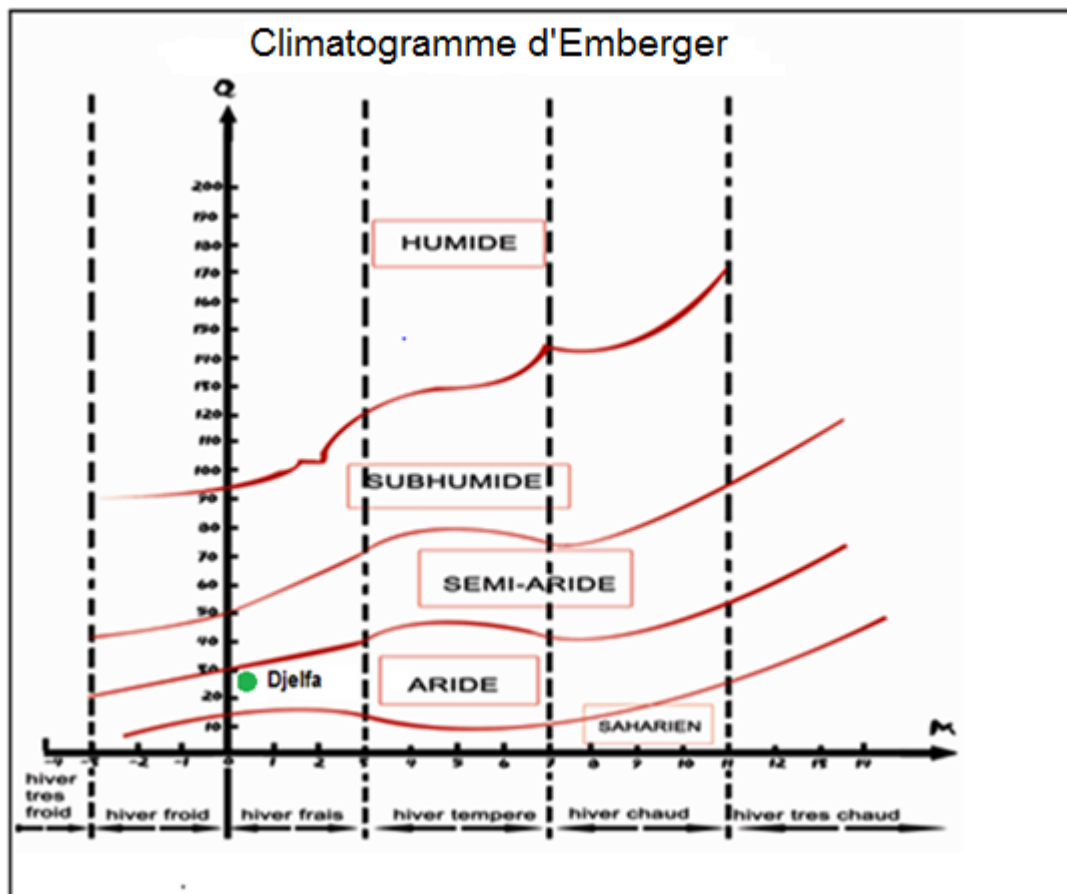


Figure 7 : Climatogramme d'Emberger période (Campagne 2012-2013).

Selon le climatogramme d'Emberger période (2012-2013) la région de Djelfa se situe dans l'étage aride à hiver frais.

2.3. Matériel végétal

Durant cette expérimentation, nous nous sommes intéressés à l'étude des paramètres biochimiques et physiologiques de *Artemisiacampestris* L. Ces analyses ont été effectuées au niveau du laboratoire de physiologie végétale au sein du département des Biotechnologies Végétales de la faculté des Science de la Nature et de la Vie (SNV) à l'Université de Blida 1.

La lecture des résultats du dosage des éléments minéraux a été effectuée suivant l'analyse spectrophotométrique par flux continue au niveau de l'agence nationale des ressources hydrauliques (ANRH) de Blida.

Les organes de la plante (Feuilles, tiges, fleurs) d'*Artemisiacampestris* ont été récoltés durant tout le cycle végétatif et reproducteur campagne (2012-2013).

Tableau 5 : Stades phénologiques d'*Artemisiacampestris*
(Campagne 2012-2013).

Débourrement	Floraison	Fructification
Fin Février	Début Mai	Fin Mai, début Juin

Des prélèvements saisonniers ont été effectués durant les mois Février, Avril, Juillet et Novembre dans la commune Ain Maabed (region de Djelfa). La partie aérienne de la plante a été séchée à l'ombre pendant au moins quinze jours avant utilisation. Une autre partie de la plante est gardée fraîche pour l'analyse de quelques paramètres biochimiques et physiologiques. La partie fraîche a été conservée à l'abri de l'air dans des sacs en jutes humides au réfrigérateur à 4 ° C jusqu'à utilisation.

2.4. Matériel biologique

Nous avons réalisé des essais de l'activité antimicrobienne pour tester les vertus médicinales de *Artemisiacampestris*. Les souches bactériennes humaines utilisées ont été isolées de patients hospitalisés par une biochimiste à l'établissement publique hospitalier de Boufarik.

Nous avons entrepris l'étude de l'activité antimicrobienne au niveau du laboratoire d'hygiène de Blida où tous nos tests ont été réalisés.

2-5 Paramètres physiologiques

2 -5-1 Dosage de la chlorophylle

Le dosage de la chlorophylle est réalisé selon la méthode FRANCIS et *al.*, (1970)[133]. Il consiste en une macération de 100mg de tissus foliaires dans un mélange d'acétone et d'éthanol (75% et 25%de volume soit 80% et 40% de concentration). Les feuilles sont fragmentées et mises dans des tubes à essai fermés et recouverts par du papier aluminium pour éviter l'oxydation de la chlorophylle par la lumière. Les tubes sont ensuite mis au repos pendant 48 heures à la température ambiante.

Après 48 heures on procède à la lecture des densités optiques (DO) des solutions avec un spectrophotomètre ; à deux longueurs ; 645 nm pour la chlorophylle (a) et 663 nm pour la chlorophylle (b) La détermination des teneurs en chlorophylle se calcule selon les formules suivantes :

$$\text{Chl (a) } (\mu\text{g/g MF}) = [12,7 \times \text{Do (663)} - 2,59 \times \text{Do (645)}] \times V / 1000 \times W$$

$$\text{Chl (b) } (\mu\text{g/g MF}) = [22,9 \times \text{Do (645)} - 4,68 \times \text{Do (663)}] \times V / 1000 \times W$$

$$\text{Chl (a+b) } (\mu\text{g/g MF}) = \text{Chl(a)} + \text{Chl(b)}$$

V: volume de la solution extraite

W: le poids de la matière fraîche.

3 -2-2 Dosage des caroténoïdes

Le dosage des caroténoïdes est similaire à celui de la chlorophylle avec une longueur d'onde plus faible de 470nm. Le calcul s'effectue comme suit :

$$\text{Caroténoïdes (mg/ml)} = [(1000 \times Do(470) - (1,82 \times chl\ b) + (85,02 \times chl\ b))] / 198$$

3 -2-3 Détermination des tanins

Les tanins sont déterminés par la méthode SARKER,(2007) [134], cette dernière nécessite la préparation au préalable d'un extrait méthanolique (ANNEXE 2).

Dans une série de tubes nous mettons 1ml de cet extrait et nous ajoutons 1ml d'une solution aqueuse de $FeCl_3$ à 1%,cette fraction permettra de détecter la présence ou l'absence de tanins. La couleur vire au bleu noir en présence de tanins galliques et au brun verdâtre en présence de tanins catéchiques.

3 -2-4 Dosage des flavonoïdes

L'estimation des flavonoïdes totaux dans l'extrait de la plante a été effectuée en utilisant le procédé de (DJERIDANE et al., 2006) [135]. Afin d'établir la courbe d'étalonnage, la quercétine est utilisée comme standard (ANNEXE 3).

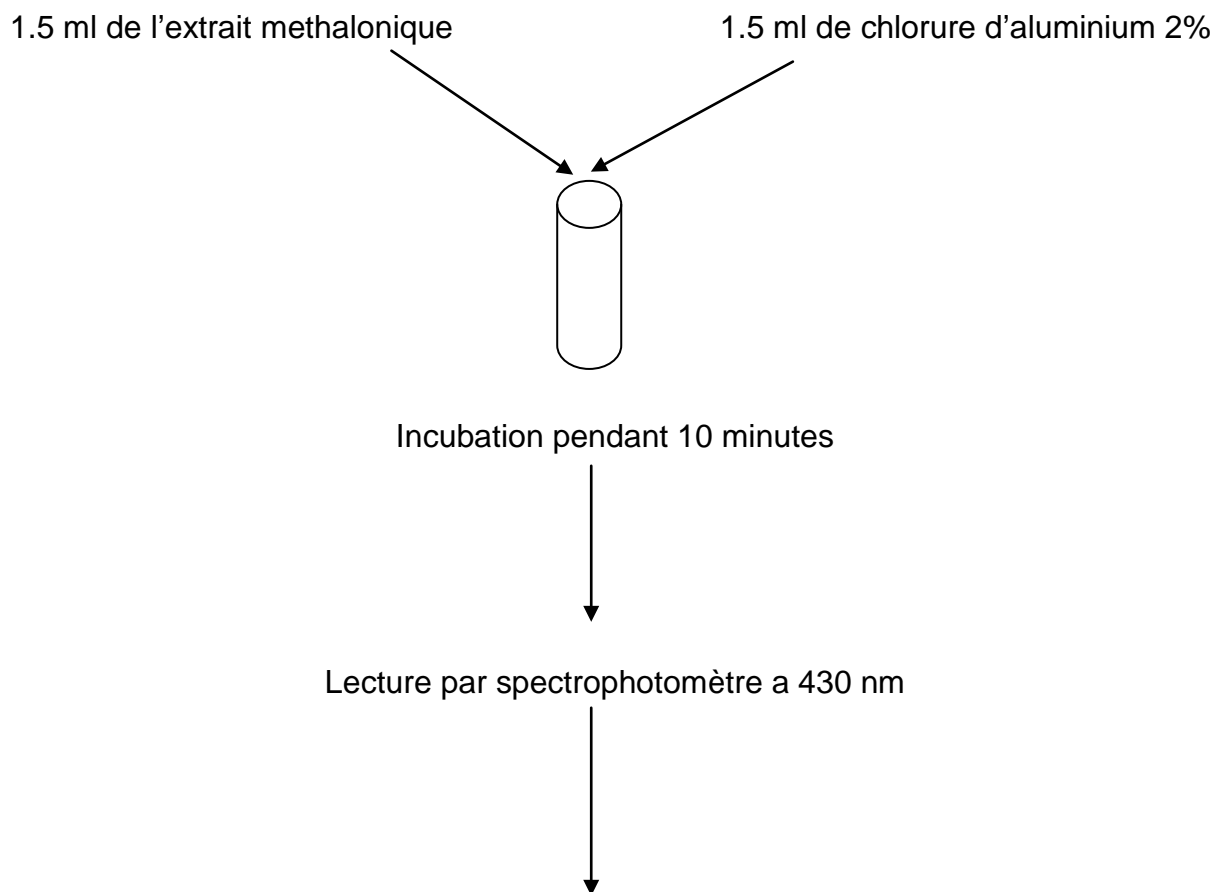


Figure 8: Dosage des flavonoïdes.

3 -2-5 Dosage des ions Na⁺ et K⁺

Nous avons utilisé la méthode de minéralisation par calcination de lapoudre végétale décrite par AFNOR, (1988) [136] .Le principe consiste à éliminer toute la matière organique par des dégradations thermiques et de mettre en solution l'élément à doser (ANNEXE 4).

La lecture des résultats du dosage des éléments minéraux a été effectuée suivant l'analyse spectrophotométrique par flux continue.

3 -3 Paramètres biochimiques

3 -3-1 Dosage des sucres totaux

Nous avons procédé au dosage des sucres solubles dans les feuilles des plantules selon la méthode de Dubois,(1956) [137]. Celle-ci consiste en une macération de 100 mg de matière fraîche dans 2 ml d'éthanol à 80% (ANNEXE 5).

La détermination de la teneur en sucres totaux est réalisée selon la formule suivante :

$$\text{Sucres totaux } (\mu\text{g/g MF}) = \text{Do (490)} \times 1,657$$

3-3-2 Dosage de la proline

La proline est dosée selon la technique utilisée par TROLL et LINDSELEY,(1955)[138], simplifiée et mise au point par Dreiseret GORING (1974) et modifiée par MONNEVEUX et NEMMAR,(1986). Le principe est la quantification de la réaction proline-ninhydrine par mesure spectrophotométrique (ANNEXE 6).

La proline se couple avec la ninhydrine en formant un complexe coloré, l'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité de la proline dans l'échantillon.

La teneur en proline est déterminée selon la formule suivante :

$$\text{Proline } (\mu\text{g/g MF}) = \text{Do (528)} \times 0.6$$

3 -3-3 Détermination des matières azotées totales

L'azote total (MAT) est dosé par ma méthode KJELDAHL,(1883) [139] qui comprend deux étapes la minéralisation et la distillation (ANNEXE 7).

La détermination de l'azote total et la teneur des matières azotées totales est réalisée selon les formules suivantes:

$$N(g) = X.0,0007.100/Y.200/A$$

$$\text{Teneur en MAT } (\% \text{ MS}) = N (g) \times 6.25$$

X : Volume descente de burette (ml).

Y : Poids de l'échantillon de départ.

A : Volume de la prise d'essai.

3-4 Test de l'activité antimicrobienne

Afin d'évaluer l'activité antimicrobienne des extraits méthanoliques bruts de la plantule, nous avons utilisé la méthode de diffusion en milieu gélosé (antibiogramme). Les extraits méthanoliques d'*Artemisia campestris* des quatre saisons étudiés ont été testés en utilisant le test du disque de papier conventionnel (BAUER et al. 1966) [140] (ANNEXE 8).

Les souches utilisées pour déceler l'activité antibactérienne des extraits d'*Artemisia campestris* sont : *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, et *Pseudomonas aeruginosa* ont été isolées de patients hospitalisés par une biochimiste à l'établissement public hospitalier de Boufarik.).

Les tests ont été répétés deux fois, des disques imprégnés de méthanol sont aussi utilisés (témoins négatifs), et des disques d'antibiotiques sont utilisés comme témoins positifs, L'activité antimicrobienne est déterminée à l'aide d'une règle mesurant le diamètre de la zone d'inhibition.

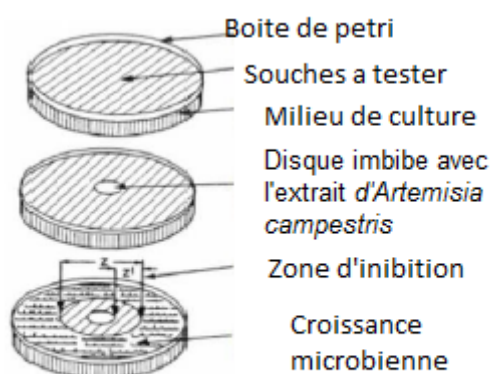


Figure 9: Illustration de la méthode des aromatochromes sur boîte de Petri [141].

3 -5. Mode d'expression des résultats

Les données ont fait l'objet d'une analyse de la variance simple réalisée avec le logiciel Systat7.0 ; Ce test permet de distinguer les résultats des probabilités de la manière suivante :

$P > 0.05$: Non significatif.

$P < 0.05$: Significatif.

$P < 0.01$: Hautement significatif.

$P < 0.001$: Très hautement significatif.

La moyenne et l'écart type ont été calculés par Excel 2010.

CHAPITRE 3 : RESULTATS ET DISCUSSION

3.1.Paramètres physiologiques

3.1.1. Morphologie des feuilles et tiges

Les observations macroscopiques de *l'Artemisia campestris* réalisé avec la loupe binoculaire montrent que les feuilles adultes sont caulinaires et bipennatiséquées.

Les feuilles des jeunes tiges sont argentées et soyeuses. Celles qui se trouvent sont pétiolées, suivies de feuilles sessiles, à segments très étroits, linéaires, mucronulées , involucre glabres et luisantes (figure 10) [32,33].



Plante juvénile (×20)



Plante adulte (×10)

Figure 10: Feuilles d'*Artemisiacampestris*.

Les tiges de l'Armoise rouge sont glabres à l'état adulte et très rameuses. Les rameaux sont étalés et rougeâtres, non visqueuses [32, 34, 35,36].La plante produit une à plusieurs tiges pouvant atteindre 1,5 m de hauteur (figure 11)



Figure 11 : Tiges d'*Artemisia campestris* (L.).

3.1.2 Inflorescence

Les fleurs sont petites rassemblées en épi ou inflorescences en forme de panicule de couleur vert jaunâtre [34,37] (figure 12). Le diagramme floral établi après analyse macroscopique montre que la fleur d'*Artemisia campestris* est zygomorphe , hermaphrodite .

Formule florale : $5S+5P+4E+2\bar{C}$



Figure 12 : Inflorescence d'*Artemisia campestris*(L.) (Gx10).



Figure 13 : Graine d'*Artemisia campestris*(L.) avec tégument (Gx10).

3.1.3 Chlorophylle

L'analyse de la variance du test Systat au seuil 5%, montre que la teneur en chlorophylle (a) et (b) varie selon les saisons. Un effet très hautement significatif sur la teneur en chlorophylle a été relevée (tableau 6)(Annexe 9).

Tableau 6: Teneur moyenne en chlorophylle ($\mu\text{g/g}$ de MF)

Campagne 2012/2013.

Saisons	Moyennes	Ecart type
Automne (Novembre)	0.53	± 0.02
Printemps (Avril)	1.38	± 0.02
Eté (Juillet)	1.15	± 0.03
Hiver (Février)	0.77	± 0.03

Nous remarquons que durant la saison printanière (Avril) la plante présente le le taux le plus élevé en chlorophylle avec une moyenne de 1.38 ± 0.02 ($\mu\text{g/g}$ de MF) par rapport à la saison automnale où la plante s apprête à rentrer en dormance (fin du cycle végétatif) .Nous enregistrons un taux plus faible avec une moyenne de 0.53 ± 0.02 ($\mu\text{g/g}$ de MF) (figure 14).

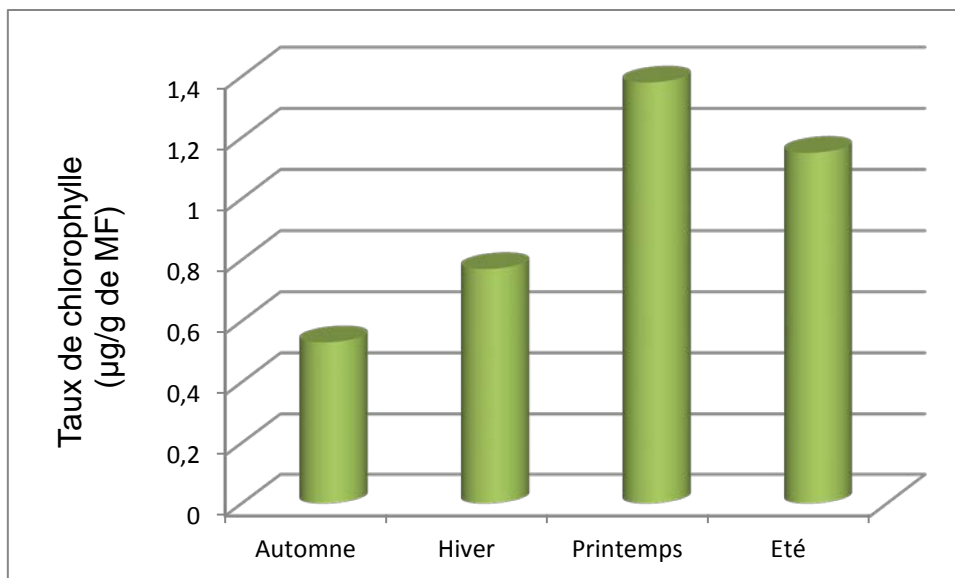


Figure 14 : Variation du taux de chlorophylle selon les saisons.

La teneur en chlorophylle varie selon les stades phénologiques de l'*Artemisiacampestris* et les saisons. Ces résultats montrent que la variation d'éclairement entre les saisons peut être la cause de cette différence. Aux très faibles éclaircissements, la photosynthèse est très peu active et les échanges gazeux respiratoires sont plus importants que les échanges photosynthétiques [142].

L'intensité de la photosynthèse est contrôlée simultanément par divers facteurs environnementaux (éclairage, température, teneur de l'air en CO₂ et en O₂) [143].

L'augmentation de la quantité de chlorophylle au printemps peut s'expliquer par le photopériodisme qui joue un rôle prépondérant sur les végétaux [64].

D'une façon générale, la salinité et la sécheresse réduisent le mécanisme de la photosynthèse et par conséquent des échanges gazeux qui se traduisent par la diminution de l'activité photochimique [144, 145, 146, 147].

En effet, la réduction de la photosynthèse est liée à la diminution du potentiel hydrique foliaire, celui-ci est conditionné par la fermeture des stomates. Cette situation a pour conséquence une diminution de la conductance à la diffusion du CO₂ et d'une limitation biochimique du chloroplaste à fixer le CO₂ [148].

En saison estivale, le nombre d'heures d'éclairement augmente, la teneur en chlorophylle diminue, nous pouvons expliquer ce phénomène par le problème de sécheresse et/ou salinité rencontré dans la région de Djelfa où nous enregistrons des précipitations très faibles avec un minimum de 1.7 mm en moyenne au mois de juillet.

En effet, La réduction de la perte en eau par la fermeture des stomates est un moyen d'adaptation des plantes au stress hydrique [149]. Cette diminution de la transpiration peut engendrer une réduction de la photosynthèse.

NIEVES et *al.*, [150] ont montré que la réduction de la teneur foliaire en chlorophylle est liée à la forte concentration du chlore et /ou du sodium.

Cette situation a pour conséquence une diminution de la conductance à la diffusion du CO₂ et d'une limitation biochimique du chloroplaste à fixer le CO₂ [151].

3.1.4 Caroténoïdes

L'analyse de la variance de la teneur en caroténoïdes a montré une différence très hautement significative entre les saisons selon le test Systat au seuil 5% (tableau 7) (Annexe 10).

Tableau 7 : Teneur moyenne en caroténoïdes (µg/g de MF)

Saisons	Moyennes	Ecart type
Automne (Novembre)	1.66	± 0.07
Printemps (Avril)	4.10	± 0.10
Eté (Juillet)	3.58	± 0.13
Hiver (Février)	2.22	± 0.15

Les résultats enregistrés pour la teneur en caroténoïdes sont similaires à ceux trouvés pour la teneur en chlorophylle. En effet, les quantités les plus élevées en caroténoïdes sont enregistrées au printemps avec une teneur moyenne de 4.10 ± 0.10 (µg/g de MF) comparées à la saison automnale où les plantes présentent une quantité de caroténoïdes plus faible avec 1.66 ± 0.07 (µg/g de MF) en moyenne (figure 15).

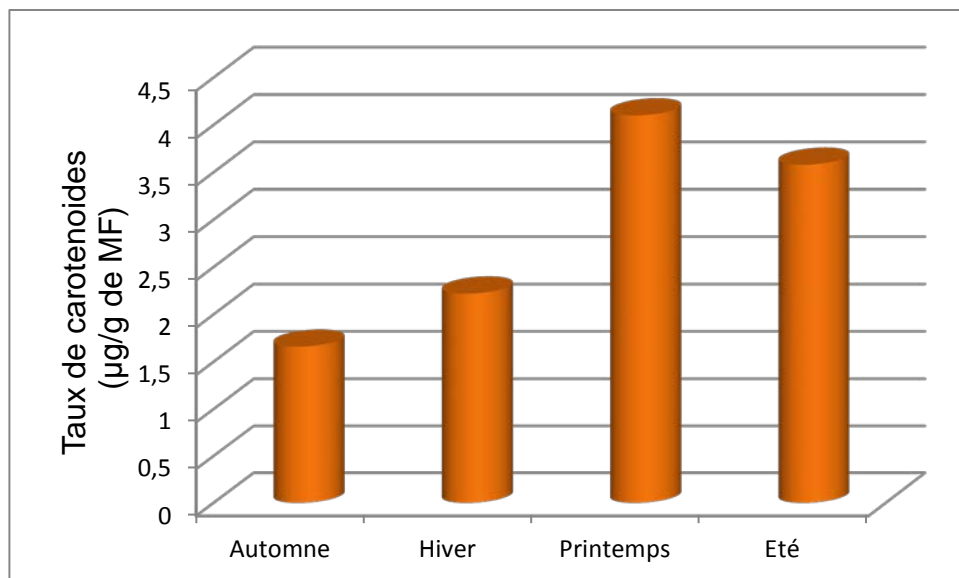


Figure 15 : Variation du taux de caroténoïdes selon les saisons.

Les pigments caroténoïdes sont un groupe diversifié de composés lipophiles qui contribuent à la coloration jaune ou rouge de nombreux aliments [97].

Chez les plantes, ce sont des pigments accessoires de la photosynthèse, qui ont deux principaux rôles [150]. :

- ✓ Collecteur de lumière (transfert à la chlorophylle de l'énergie lumineuse qu'ils absorbent dans les gammes du spectre situées entre le violet et le rouge).
- ✓ Photoprotecteur (récupération de l'énergie de la chlorophylle en particulier en cas d'excès de lumière et d'ombre).

3.1.5 Flavonoïdes

La teneur en flavonoïdes varie également selon les saisons. L'analyse de la variance du test Systat au seuil 5% montre une différence très hautement significative (tableau8) (Annexe 11).

Tableau 8 : Teneur moyenne des flavonoïdes (mg EQ/g Ps).

Saisons	Moyennes	Ecart type
Automne (Novembre)	64.05	± 0.58
Printemps (Avril)	81.99	± 0.47
Été (Juillet)	113.61	± 0.28
Hiver (Fevrier)	92.08	± 0.73

Les résultats de l'analyse de la variance montre qu'en saison estivale les plantes montrent un taux plus élevé en flavonoïdes avec une teneur de 113.61 ± 0.28 (mg EQ/g Ps) suivie par la période hivernale avec une teneur moyenne de 92.08 ± 0.73 (mg EQ/g Ps) et le printemps avec une teneur moyenne de 81.99 ± 0.47 (mg EQ/g Ps). Un taux plus faible est enregistré durant la saison automnale où les plantes accumulent une teneur moyenne de 64.05 ± 0.58 (mg EQ/g Ps) (figure 16).

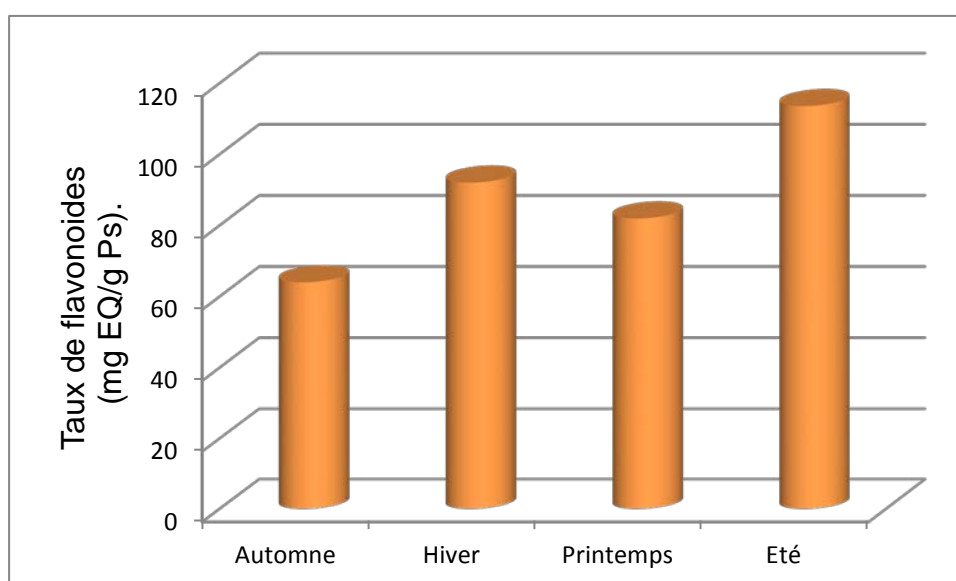


Figure 16 : Variation du taux de flavonoïdes selon les saisons.

Les flavonoïdes sont synthétisés au niveau des feuilles, des fleurs, des fruits, et des graines d'un grand nombre de végétaux. Leur accumulation confère des avantages écologiques et physiologiques majeurs [100, 101, 102,103] . On estime que 2 % environ du carbone organique photo-synthétisé par les plantes, est converti en flavonoïdes [99].

Les flavonoïdes agissent dans les systèmes de défense des cellules végétales en réponse à certains stress tels que les radiations ultraviolettes. Ce sont également des inhibiteurs d'enzymes, des agents chélatants des métaux nocifs aux plantes. De plus, ils sont impliqués dans la photo-sensibilisation et les transferts d'énergie, la morphogénèse, la photosynthèse et la régulation des hormones de croissance des plantes [153].

KARABEGOVIC et *al.*, (2011) [154] ont dosé les flavonoïdes chez l'armoise rouge (*Artemisiacampestris*) durant la saison estivale par trois techniques ils ont obtenus : 102.5 ± 6.2 (mg EQ/g Ps) avec la méthode extraction par ultrason , 104.5 ± 3.8 (mg EQ/g Ps) avec la méthode extraction par Soxhlet et 118 ± 3.0 (mg EQ/g Ps) par extraction classique .

Les résultats obtenus lors de notre expérimentation sont proches de ceux de KARABEGOVIC et *al.*, (2011) [154].

En effet la teneur moyenne en flavonoïdes dans les feuilles durant la période estivale est de 113.61 (mg EQ/g Ps) comparé à 118 ± 3.0 (mg EQ/g Ps) obtenu par la même technique d'extraction classique [154].

3.1.6 Identification des tanins

Les résultats obtenus après l'ajout du chlorure d'aluminium aux extraits métaloniques des plants d'Artémisia prélevées durant les quatre périodes saisonnières montrent l'apparition de la couleur brune verdâtre qui détermine la présence de tanins catechiques (figure 17).

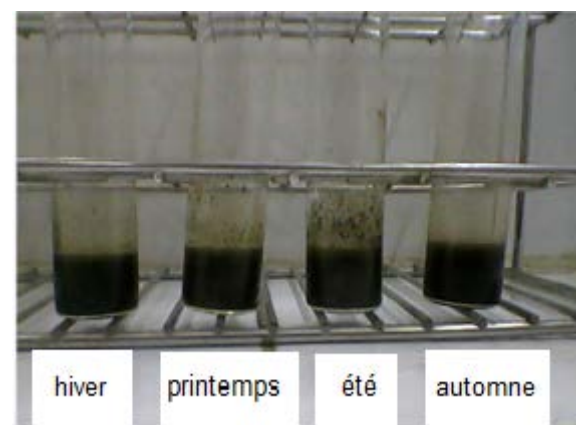


Figure 17: Détection des tanins (tanins catéchiques)
(Coloration brune verdâtre).

3.1.7 Teneur en sodium (Na^+) dans les feuilles

Les résultats du dosage de la teneur en sodium montrent une différence très hautement significative de cet élément selon les saisons. L'analyse de la variance du test Systat au seuil 5% regroupe les moyennes de la teneur en sodium dans les feuilles (tableau 9) (Annexe 12).

Tableau 9 : Teneur moyenne en sodium (mg /100 ml) (2g de MS)

Saisons	Moyennes	Ecart type
Automne (Novembre)	3.05	± 0.21
Printemps (Avril)	3.6	± 0.14
Eté (Juillet)	7.95	± 1.20
Hiver (Février)	5.50	± 0.42

Nous remarquons une forte accumulation de l'ion Na^+ dans les feuilles pendant la saison estivale, avec une teneur moyenne de 7.95 ± 1.20 mg/100ml, suivie par la saison hivernale avec une teneur de 5.50 ± 0.42 mg/100ml. Les teneurs les plus faibles sont enregistrées durant les saisons de printemps et d'automne où les feuilles accumulent respectivement 3.6 ± 0.14 mg/100 ml et 3.05 ± 0.21 mg/100 ml (figure 18).

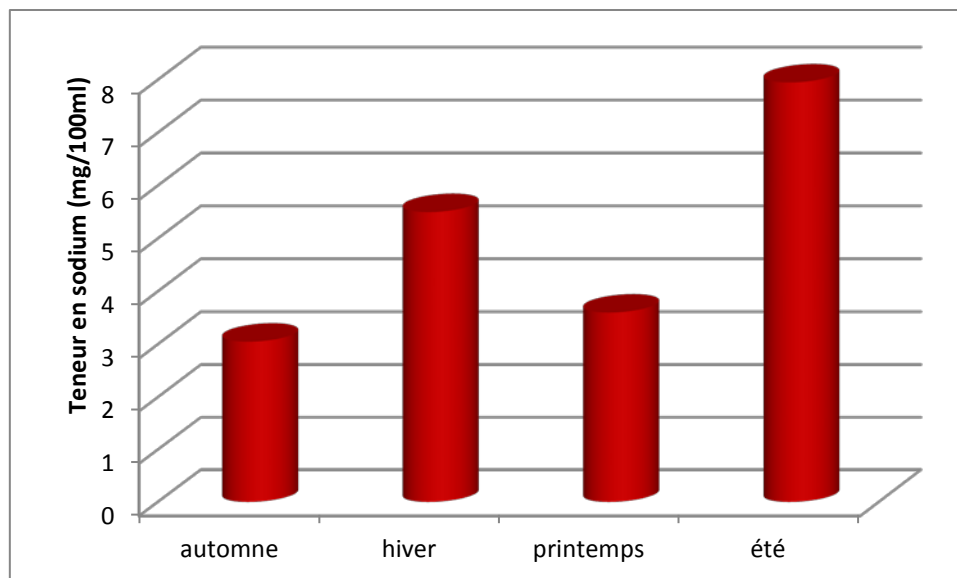


Figure 18 : Teneur en sodium dans les feuilles selon les saisons.

La tolérance au sel chez les plantes supérieures dépend de la façon dont les plantes contrôlent le transport du sel à travers les organes [155].

En effet, les mécanismes de tolérance au sel sont diversifiés chez les plantes. Ces dernières peuvent tolérer le stress osmotique, d'autres excluent le sodium de leurs tissus ou l'accumulent [156,157].

Cette sensibilité ou cette tolérance à la salinité varie selon les espèces et les variétés. Durant notre expérimentation et les analyses effectuées sur des fragments de feuilles montrent que *l'Artemisia campestris* tolère l'accumulation du sodium (Na^+) dans ses tissus et résiste à ce stress abiotique.

Nous avons enregistré durant la saison estivale une teneur pouvant atteindre jusqu'à 7.95 mg/100ml. Cette quantité accumulée est importante et confirme les travaux de SCHWARDZ, (1985) [158]. Le sodium peut jouer un rôle dans l'ajustement osmotique, par contre l'accumulation accrue de cet élément présente un effet toxique direct. Notons que cet élément intervient dans l'équilibre cationique [159]. L'accumulation des tissus en sodium serait la cause de la réduction de la croissance de la plante [160].

3.1.8 Teneur en potassium (K^+) dans les feuilles

Les résultats du dosage de la teneur en potassium dans les feuilles montrent une différence non significative de cet élément selon les saisons. L'analyse de la variance du test Systat au seuil 5% montre que feuilles accumulent une quantité de potassium durant les quatre saisons de manière presque similaire (tableau 10) (Annexe 13).

Tableau 10: Teneur moyenne en potassium (mg /100 ml)(2g de MS)

Saisons	Moyennes	Ecart type
Automne (Novembre)	25.5	± 0.70
Printemps (Avril)	31.5	± 6.36
Eté (Juillet)	24.0	± 4.24
Hiver (Février)	27.5	± 4.94

Le taux le plus élevé a été observé au printemps avec une teneur en potassium de 31.5 ± 6.36 (mg/100 ml), suivi par la saison hivernale avec une teneur de $27,5 \pm 4.94$ (mg/100 ml). En été, nous constatons que la quantité de K^+ accumulée dans les feuilles de la plante est plus faible avec une valeur de 24 ± 4.24 (mg/100 ml) (Figure 19).

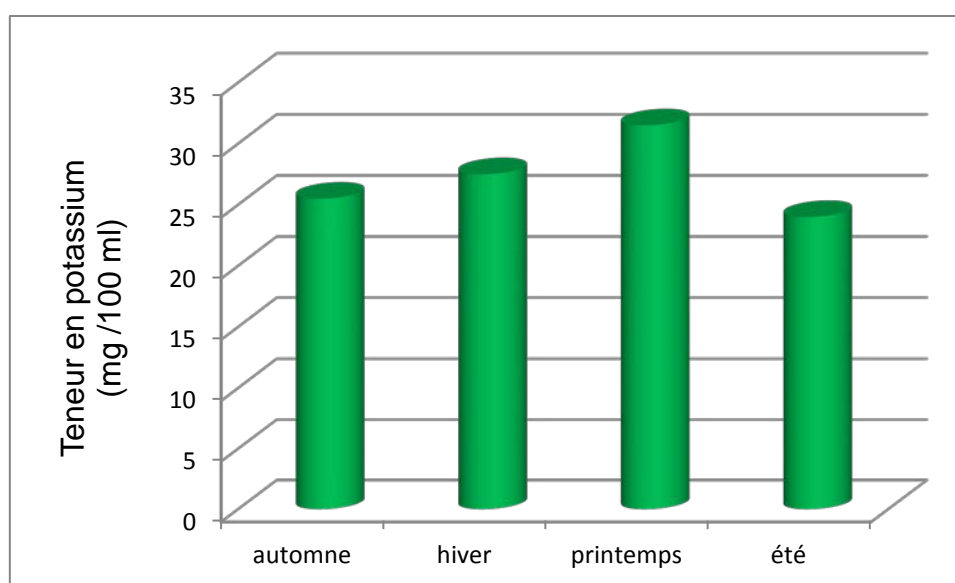


Figure 19 : Teneur en potassium dans les feuilles selon les saisons.

Nous avons constaté que l'augmentation du taux de sodium dans les feuilles est accompagnée d'une diminution d'accumulation de potassium dans celle-ci.

Ce phénomène a été expliqué par une interaction compétitive entre le Na^+ et le K^+ et l'inhibition de la rétention du potassium en présence de fortes concentrations en Na^+ [161,162]. Cet antagonisme entre les cations K^+ et Na^+ est un des caractères communs aux halophytes.

Il est admis que c'est la performance à stocker le sel dans les parties aériennes qui est déterminante dans le niveau de tolérance au sel des espèces [163]. En effet, le mécanisme d'absorption des cations comme les ions K^+ et Ca^{++} , est perturbé par la présence d'une quantité importante du Na^+ [164].

Selon LESSANI et MARSCHNER, (1978) [165] ; la faible accumulation pour des variétés de blé dur, de K^+ s'accompagne d'une diminution de la teneur en eau, ce qui signifie que la croissance de la feuille est liée à la quantité de K^+ qui lui parvient, cette situation résulte essentiellement de l'exportation sélective du Na^+ vers les feuilles .

3.2. Paramètres biochimiques

3.2.1. Sucres totaux

Nous constatons que la variation des saisons a un effet très hautement significatif sur la teneur en sucres solubles dans la plante (tableau 11) (Annexe 14). L'analyse de la variance du test systat au seuil 5%, montre que la teneur la plus élevée en sucres solubles dans les feuilles a été enregistré en hiver comparé aux autres saisons étudiées.

Tableau 11 : Teneur moyenne en sucres solubles ($\mu\text{g/g}$ de MF)

Saisons	Moyennes	Ecart type
Automne (Novembre)	0.79	± 0.03
Printemps (Avril)	1.44	± 0.03
Été (Juillet)	4.53	± 0.06
Hiver (Fevrier)	5.16	± 0.04

Nous avons remarqué que la teneur en sucres solubles est très élevée dans les feuilles en hiver avec une moyenne de 5.16 ± 0.04 ($\mu\text{g/g}$ de MF) suivie par une accumulation moyenne de 4.53 ± 0.06 ($\mu\text{g/g}$ de MF) en été. Durant la période automnale, l'accumulation des sucres totaux solubles dans les feuilles est plus faible avec 0.79 ± 0.03 ($\mu\text{g/g}$ de MF) (figure 20).

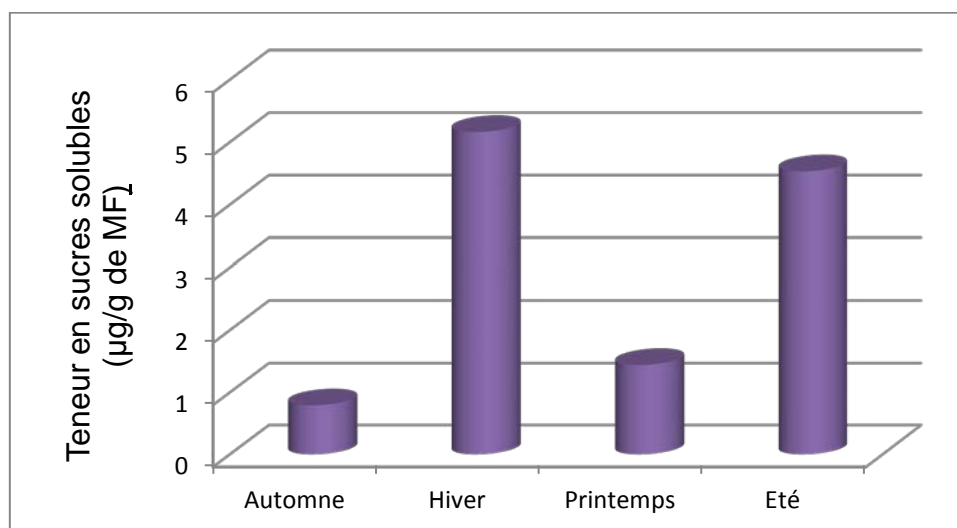


Figure 20 : Teneur en sucres solubles selon les saisons.

Cette augmentation des sucres totaux chez la plante d'*Artemisia* est un paramètre d'adaptation aux conditions environnementales permettant de constituer une garantie pour le maintien d'une intégrité cellulaire élevée [166]. La source principale des sucres pendant un déficit hydrique est l'hydrolyse de l'amidon [167]. Cette dégradation serait un facteur de résistance au stress abiotiques [168]. Parallèlement, le saccharose peut intervenir aussi dans l'ajustement osmotique, par son hydrolyse en sucres simples [198].

Le rôle probable de l'accumulation des réserves carbonées est de favoriser la tolérance au stress hydrique par la réduction du potentiel osmotique et le maintien de la turgescence cellulaire [170,171].

Les sucres solubles s'accumulent et forment la majeure partie des solutés d'ajustement en cas de sécheresse chez diverses espèces végétales [172,173,174].

NOIRAUD et al.,(2000)[177] ont constaté une augmentation considérable du taux de sucres solubles chez le céleri (*Apium graveolens* L.) soumise à un stress salin.

3.2.2. Proline

Les résultats de l'analyse de la variance montrent un effet très hautement significatif sur l'accumulation de la proline dans la plante selon les saisons (tableau 14) (Annexe 15).

Tableau 12 : Teneur moyenne en proline ($\mu\text{g/g}$ de MF)

Saisons	Moyennes	Ecart type
Automne (Novembre)	0.64	± 0.05
Printemps (Avril)	1.25	± 0.03
Été (Juillet)	1.58	± 0.04
Hiver (Février)	2.15	± 0.04

Le taux le plus élevé en proline a été enregistré en hiver avec une moyenne de $2.15 \mu\text{g/g}$ de MF suivi par la période estivale avec une moyenne de $1.58 \mu\text{g/g}$ de MF (figure 21).

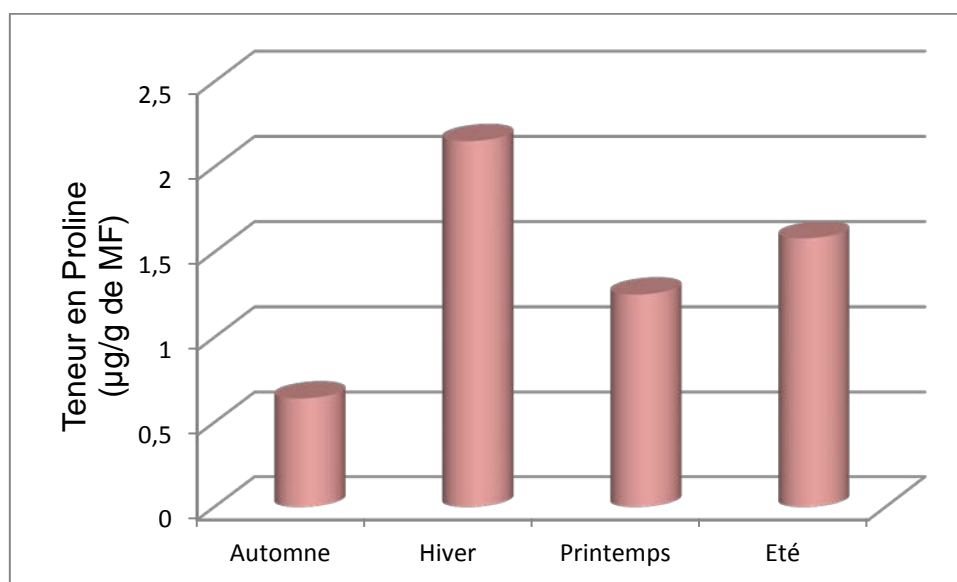


Figure 21 : Teneur en proline selon les saisons.

L'étude du métabolisme azoté d'une plante soumise à une contrainte abiotique montre une accumulation globale d'acides aminés variable, selon la nature du stress appliqué et du taxon étudié [176,177]. En effet, plusieurs facteurs induisent l'accumulation de la proline parmi eux l'éclaircissement [178], le froid [179], les fortes températures [180] le manque d'eau [181].

L'accumulation active de solutés tels que la proline entraîne une baisse du potentiel osmotique à des valeurs inférieures à celles du potentiel hydrique.

De ce fait, la proline est considérée comme un indicateur métabolique de contrainte. Elle est non spécifique, elle peut être due à une contrainte hydrique, thermique ou saline. Son accumulation est une caractéristique commune à de nombreuses monocotylédones soumises à un stress hydrique [184, 185, 186, 187,188].

Nous constatons durant notre expérimentation que les concentrations des sucres solubles et de la proline sont proches. JOYCE et *al.*, (1992) signalent que les sucres sont des effecteurs de la proline[189].

En effet ; ces paramètres biochimiques agissent étroitement sur la plante en cas de stress abiotiques.

3.2.3. Protéines

Une différence hautement significative observée sur la teneur en protéines selon les saisons (tableau 13) (Annexe 16). Nous avons enregistré une teneur plus élevée en protéine dans les feuilles durant la saison estivale par rapport aux autres saisons étudiées.

Tableau 13 : Teneur en protéines (MAT) (%MS)

Saisons	Moyennes	Ecart type
Automne (Novembre)	10.29	± 0.04
Printemps (Avril)	20.34	± 0.13
Eté (Juillet)	21.68	± 0.05
Hiver (Février)	17.20	± 0.09

La teneur en protéines la plus élevée est enregistrée chez les plantes d'Artemisia dans les échantillons récoltés durant la période estivale (Juillet) avec une moyenne de 21.68 %(MS) comparés aux échantillons récoltés en automne (Novembre) avec une teneur plus faible de 10.29 %(MS) en moyenne (figure 22).

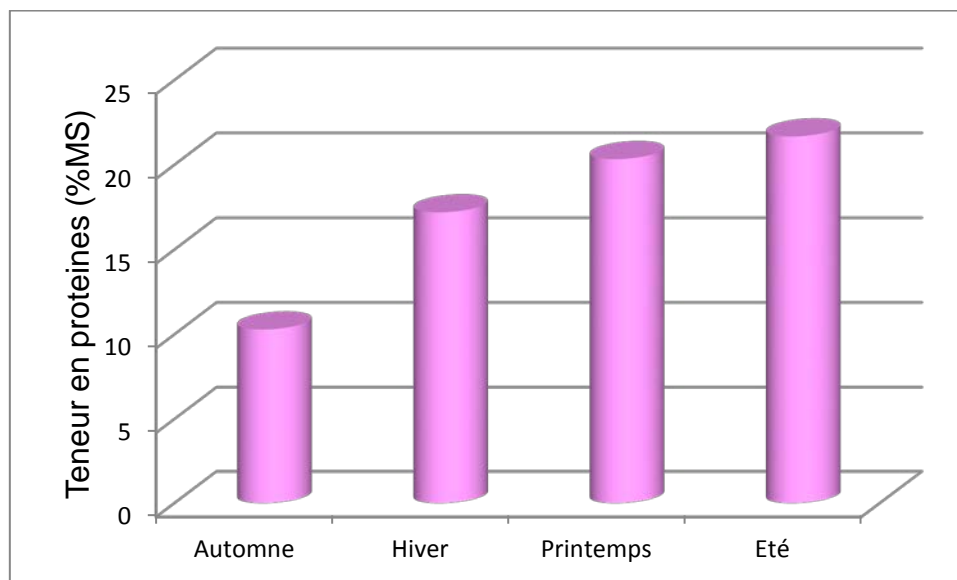


Figure 22 : Variation de la teneur en protéines selon les saisons.

Les protéines de stress jouent un rôle dans l'adaptation de la plante et de ce fait de nombreux chercheurs abordent la résistance au stress par l'isolement et l'étude de ces molécules. CAMPALANS *et al.*, (1999) et SCHULTZ *et al.*, (2005), [190,191] ont décrit qu'une partie des protéines induites ont une fonction directe dans l'augmentation de la tolérance au stress (protéines fonctionnelles), d'autres protéines ont une fonction dans la chaîne de transduction (protéines régulatrices) qui aboutiront à la production de protéines fonctionnelles. La plupart des protéines à fonction directe sont des aquaporines et des enzymes catalysant la biosynthèse d'osmolytes (carbohydrates et acides aminés).

Les dehydrines, appelés aussi late embryogenesis abundant (LEA) forment un groupe remarquable de protéines induites par le stress hydrique et qu'on trouve chez toutes les plantes [192].

Elles n'ont pas de fonctions enzymatiques, mais elles sont très efficaces dans la protection de la membrane cellulaire et des protéines par des structures quaternaires [193].

RAMANJULU et BARTELS , (2002) [194] signalent que ces protéines peuvent jouer un rôle en protégeant les structures cytoplasmiques pendant la déshydratation.

3.3. Activité antimicrobienne des extraits méthanoliques d'*Artemisiacampestris*

Nous avons testé 15 antibiotiques standards sur 3 souches bactériennes gram (+) et gram (-). La méthode de disque a permis de déterminer l'action des extraits méthanoliques de la plante sur les différentes souches, L'antibiogramme consiste à chercher la sensibilité des souches vis-à-vis des antibiotiques.

Tableau 14 : Antibiogramme des germes étudiés en comparaison avec certains antibiotiques (diamètre de la zone d'inhibition en mm)

Souches ATB	<i>Staphylococcus Aureus (Gram+)</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa (Gram-)</i>	<i>Escherichia coli (Gram-)</i>
Cotrimoxazole (SXT)	26	-	-
Oxacilline 1 (OX1)	19	-	-
Téicoplanine (TE)	24	-	-
Vancomycine (VAN)	23	-	-
Ciprofloxacine (CIP)	29	-	-
Amoxicilline (AMC)	-	-	20
Ticarcilline (TIC)	-	-	Résistance
Ampicilline (AMP)	-	-	Résistance
Amikacine (AKN)	-	-	21
Cotrimoxazole (SXT)	-	-	Résistance
Amoxicilline (AMC)	-	Résistance	-
Gentamicine (CN)	-	18	-
Amikacine (AKN)	-	22	-
Piperacilline (PIP)	-	20	-
Cotrimoxazole (SXT)		Résistance	

L'activité antimicrobienne se traduit par l'apparition d'une zone d'inhibition autour du disque de papier préalablement imprégné d'extrait de la plante *Artemisia campestris* prélevés durant les quatre saisons d'étude (hiver , printemps, été et automne) . L'absence de la zone d'inhibition révèle la résistance de la souche à l'extrait testé. On observe que les différents types de souches réagissent différemment aux antibiotiques étudiés.

La souche *Staphylococcus aureus* manifesté une sensibilité vis-à-vis de tous les antibiotiques, sauf à l'oxacilline (1).

Concernant *Escherichia coli*, cette dernière est résistante aux antibiotiques notamment : Ticarcilline, Ampicilline et Cotrimoxazole . Elle est néanmoins plus sensible à l'Amoxicilline et l'Amikacine.

Pseudomonas aeruginosa est sensible aux antibiotiques utilisés sauf à l'Amoxicilline et la Cotrimoxazole où elle est résistante (Tableau 14) (ANNEXE 17).

Tableau 15 : Activité antibactérienne des extraits metaloniques d'*A.campestris*(L.) exprimée en (mm)

Souches Saisons	<i>Staphylococcus aureus</i>		<i>Escherichia coli</i>		<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	
	Moy	E.T	Moy	E.T	Moy	E.T
Hiver	9.33	± 1.15	7	± 0.00	7.33	± 0.57
Automne	8	± 1.00	-	-	7	± 0.00
Printemps	12	± 1.73	10	± 1.00	11.66	± 1.52
Été	11	± 1.00	9.33	± 0.57	13	± 1.73

Le diamètre de la zone d'inhibition diffère d'une bactérie à une autre et d'un extrait à un autre. La variation de l'activité antimicrobienne des extraits de plantes explique les variations de leurs compositions chimiques.

Tous les extraits ont réagi positivement au moins sur une des souches microbiennes testées. Les meilleurs résultats sont obtenus pour les extraits des plantes récoltés en été et au printemps, ce qui confirme que l'espèce *d'Artemisia campestris* des propriétés antimicrobiennes.

Les plantes contiennent de nombreux composés ayant une action antimicrobienne. Ces constituants comprennent les composés phénoliques, les flavonoïdes, les huiles essentielles et les triterpénoïdes [195].

Les activités antimicrobiennes rapportées de différentes espèces liées à la famille des *Astéracées*, sont principalement attribuées à leurs ingrédients les plus actifs, des polyphénols et des alcaloïdes [52].

NAILI et *al.*, (2010) [53], ont étudié l'activité antibactérienne de l'extrait méthanolique des feuilles *d'A. campestris*, Ils ont utilisé plusieurs souches notamment *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* et *Pseudomonas aeruginosa*, les résultats obtenus dans cette étude ont montré que cet extrait possède un effet inhibiteur sur toutes les bactéries étudiées avec une zone d'inhibition de (10 mm) pour *Escherichia coli*, (9 mm) pour *Pseudomonas aeruginosa* et (27 mm) obtenue par *Staphylococcus aureus*.

Nos résultats sont proches de ceux de NAILI et *al.*, (2010)[53], exception faite pour la bactérie *Staphylococcus aureus*, où sa sensibilité est plus importante de l'ordre de (27 mm) comparé au résultat obtenu de notre essai avec seulement une zone d'inhibition de (12 mm) .

Les effets antimicrobiens des extraits *d'Artemisia campestris* obtenus par deux techniques d'extraction (extractions classique et extraction ultrason) ont été testés contre deux bactéries Gram-positif (*Bacillus subtilis*, *Staphylococcus aureus*), deux espèces bactériennes Gram négatif (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*), deux espèces de levures (*Saccharomyces cerevisiae*, *Candida albicans*) et un Champignon (*Aspergillus Niger*) ; les résultats obtenus ont exposé une forte activité antibactérienne en particulier contre *Aspergillus Niger* [154].

THARIB et al. , (1983) ont trouvé qu'une concentration de 125 mg / ml d'un extrait d'*Artemisia campestris* inhibe la croissance de *Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli* [196].

Tableau 16 : Tableau comparatif des extraits methaloniques d'*Artemisia campestris* avec les antibiotiques testés en (mm).

Souches Saisons	<i>Staphylococcus aureus</i>		<i>Escherichia coli</i>		<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	
	Antibiotique	Extrait	Antibiotique	Extrait	Antibiotique	Extrait
Hiver	Ciprofloxacine	9.33	Amikacine	7	Amikacine	7.33
Automne	29	8	21	-	22	7
Printemps	Oxaciline 1	12	Ampiciline	10	Amoxiciline	11.66
Eté	19	11	Résistance	9.33	Résistance	13

Suite à cet essai, nous avons constaté que les résultats obtenus par les antibiotiques synthétiques commercialisables testés sont plus élevés et plus efficace que ceux obtenus avec les extraits methaloniques de plante d'*Artemisia* et ce quelque soit le prélèvement du végétale selon la saison.

CONCLUSION

L'analyse des différentes données climatiques de Djelfa révèle un milieu soumis à des conditions extrêmes. Cette région subit deux périodes défavorables : un hiver froid et rigoureux et un été chaud et sec, d'où la limitation de l'activité de la vie végétative. Les gelées sont fréquentes et tardives et les vents fréquents et violents. Les sporadicités des précipitations ainsi que les variations et les écarts énormes des températures sont néfastes aux parcours, aux cultures et bétail et pour le reste de la biocénose de la région.

L'étude de l'effet de la variation saisonnière sur les caractéristiques physiologiques et biologiques chez l'armoise (*Artemisia campestris (L.)*) nous a permis de confirmer que le facteur abiotique saisonnal a un effet significatif sur l'accumulation des éléments minéraux et biochimiques.

Nous avons enregistré des taux de chlorophylles et caroténoïdes les plus élevés au printemps avec respectivement 1.38 ± 0.02 ($\mu\text{g/g}$ de MF) et 4.10 ± 0.10 ($\mu\text{g/g}$ de MF), la variation de ces deux paramètres dépend du cycle de l'armoise rouge et des conditions du milieu, Une diminution marquée de la teneur en chlorophylle et caroténoïdes est observée en été (période de stress hydrique essentiellement) avec respectivement une moyenne 1.15 ± 0.03 ($\mu\text{g/g}$ de MF) et 3.58 ($\mu\text{g/g}$ de MF) et cette diminution est due à la fermeture des stomates, afin de permettre à la plante d'ajuster la pression osmotique qui se traduit par la réduction de la surface foliaire entraînant un ralentissement de la croissance.

L'identification des tanins a permis de révéler que cette plante contient des tanins catechiques. Les résultats du dosage des flavonoïdes ont montré que le taux le plus élevé est enregistré durant la période sèche avec une teneur moyenne de 113.61 ± 0.28 (mg EQ/g Ps) suivi par la période hivernale avec une moyenne de 92.08 ± 0.73 (mg EQ/g Ps). Durant les périodes printanière et automnale le taux de flavonoïdes est plus faible avec des moyennes respectives de 81.99 ± 0.47 (mg EQ/g Ps) et 64.05 ± 0.58 (mg EQ/g Ps).

Nous avons remarqué que la variation de la teneur en sodium dans les feuilles est très hautement significative, une forte accumulation de cet ion dans les feuilles est enregistrée pendant la saison estivale avec une teneur moyenne de 7.95 ± 1.20 mg/100 ml, suivie par la saison hivernale avec une teneur moyenne de 5.50 ± 0.42 mg/100 ml. Les teneurs les plus faibles sont enregistrées durant les saisons de printemps et d'automne où les feuilles accumulent respectivement 3.6 ± 0.14 mg/100 ml et 3.05 ± 0.21 mg/100 ml.

Les résultats du dosage de la teneur en potassium dans les feuilles montrent une différence non significative de ces éléments selon les saisons. Le taux le plus élevé a été observé au printemps avec une teneur moyenne de 31.5 ± 6.36 mg/100 ml, suivie par la saison hivernale avec une teneur de 27.5 ± 4.94 mg/100 ml. En été nous constatons que la quantité de K^+ accumulée dans les feuilles de la plante est plus faible avec une teneur de 24 ± 4.24 mg/100 ml.

L'augmentation du taux de sodium dans les feuilles est accompagnée d'une diminution d'accumulation de potassium dans celle-ci, il est admis que c'est la performance à stocker le sel dans les parties aériennes qui est déterminante dans le niveau de tolérance au sel des espèces [165]. En effet, le mécanisme d'absorption des cations comme les ions K^+ et Ca^{++} , est perturbé par la présence du Na^+ .

La variation de la teneur en proline et sucres solubles est remarquable selon les saisons. Le taux le plus élevé en sucres solubles est enregistré durant les saisons hivernale et estivale où la pluviométrie est faible et les plantes stressées se défendent en accumulant des quantités importantes avec respectivement des moyennes de 5.16 ± 0.04 ($\mu\text{g/g}$ de MF) et 4.53 ± 0.06 ($\mu\text{g/g}$ de MF). Le taux le plus faible est observé en automne avec une moyenne de 0.79 ± 0.03 ($\mu\text{g/g}$ de MF), notons que durant cette période aucune contrainte abiotique n'a été enregistrée, la pluviométrie a atteint durant la campagne 2012/2013 en moyenne 27.8 mm.

La synthèse de la proline est liée au métabolisme des sucres solubles, le taux le plus élevé est observé en hiver et en été avec des teneurs respectives de 2.15 ± 0.04 ($\mu\text{g/g}$ de MF) et 1.58 ± 0.04 ($\mu\text{g/g}$ de MF). La teneur la plus faible est enregistrée en automne avec une moyenne de 0.64 ± 0.05 ($\mu\text{g/g}$ de MF).

Concernant la teneur en protéines, les feuilles accumulent des quantités les plus élevés en été et au printemps avec des taux de 21.68 ± 0.05 (%MS) et 20.34 ± 0.13 (%MS) contrairement à l'automne où les feuilles enregistrent une quantité plus faible avec 10.29 ± 0.04 (%MS).

Il existe une corrélation entre les paramètres physiologiques, biochimiques et la variation saisonnière qui est marqué par une augmentation des teneurs en sucres, proline et protéines durant les périodes difficiles (Eté –Hiver) et une diminution de la teneur en pigments (chlorophylles, caroténoïdes).

Cette corrélation s'explique par le phénomène d'ajustement osmotique, la plante accumule certains composés organiques et inorganiques comme moyens de défense contre le stress pour contourner le stress abiotique dont elle est confrontée en poursuivant sa croissance de façon ralentie.

Les plantes contiennent de nombreux composés ayant une action antimicrobienne. Ces constituants comprennent les composés phénoliques, flavonoïdes, les huiles essentielles et les triterpénoïdes. L'étude de l'effet antimicrobien des extraits méthanoliques brut de l'Armoise rouge des quatre saisons a montré des résultats satisfaisants .

Tous les extraits ont réagi positivement au moins sur une des souches microbiennes testées. Les meilleurs résultats sont obtenus par les extraits des plantes d'été et de printemps, ce qui confirme que la plante d'*Artemisiacampestris*(L.) possède des propriétés antimicrobiennes, cependant les résultats obtenus par les antibiotiques ont montré une meilleure réaction que ceux obtenus par les extraits méthanoliques d'Artémisia testés .

Perspectives :

Il serait souhaitable que cette étude soit complétée et approfondie par d'autres expérimentations afin de mieux connaître les gènes responsables du mécanisme de tolérance aux conditions environnementales dans les zones semi-arides et arides, afin de mieux comprendre ses effets thérapeutiques.

Choisir d'autres régions steppiques où pousse cette plante afin de mettre en exergue les composés phytochimiques pour mieux les valoriser et doser d'avantage de composés.

La comparaison des résultats obtenus avec les antibiotiques testés montrent une efficacité certaine, mais face au problème de résistance aux antibiotiques qui est d'actualité, il serait préférable de tester d'autres extraits de la plante tels que l'extrait éthanolique, chloroformique ou encore l'huile essentielle afin de mieux cerner l'extrait le plus performant et d'essayer de diminuer la prise d'antibiotiques et de s'orienter d'avantage vers la phytothérapie.

Référence :

- [1]. Halitim A., (1988) Sol des régions arides de l'Algérie, O. P . U. Algérie. 381p.
- [2]. Telibi. A. (2004) Contribution à l'étude de l'évapotranspiration et des besoins en eaux en zone semi arides (cas de la région de Djelfa). Mémoire Ingéniorat. Centre Universitaire (Djelfa), 120 p.
- [3]. Benaceur M ; Rahmoun C ; Sdiri H ; Medahi M & Selmi M ; (2001) Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production de grains de blé. Sécheresse, 12 (3): 167-174.
- [5]. Grennan A.K ; (2006) High Impact Abiotic Stress in Rice. An "Omic" Approach; Plant Physiol, April 2006, Vol. 140, pp. 1139–1141.
- [5]. Martinez JP ; Silva H ; Ledent JF & Pinto M ; (2007) Effect of drought stress on the osmotic adjustment, cell wall elasticity and cell volume of six cultivars of common beans (*Phaseolus vulgaris* L.) European journal of agronomy. Jan., Vol. 26,1,p.30 -38.
- [6]. Munns R ; Richard A.J & Lauchli A ; (2006). Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. Journal of Experimental Botany, Vol. 57, No. 5, pp. 1025–1043.
- [7]. De Pascual J.T., Gonzalez M.S., Muriel M.R and Bellid I.S. (1984) Phenolic derivatives from *Artemisia campestris* Subsp *Glutinosa*. Phytochemistry. 23 (8):1819-1821.
- [8]. Rauter A.P., Branco I., Tostao Z ., Pais M.S., Gonzalez A.G et Bermejo J.B. (1989) Flavonoids from *Artemisia campestris* Subsp *Maritima*. Phytochemistry. 28 (8):2173-2175.
- [9]. Joa O.M., Vasconcelos., Artur M.S.S and Jose A.S.C. (1998) Chromones and flavones from *Artemisia campestris* Subsp *Maritima*. Phytochemistry. 49 (5):1421-1424
- [10]. Akrouf A., Chemli R.C., Chrief., and Hammami M. (2001) Analysis of the essential oil of *Artemisia campestris* L. J. Flavour Fragr. 16: 337–339.

- [11]. Memmi A., Sansa G., Rjeibi I., El ayebe M., Srairi-Abid N., Bellasfer Z., and Fekhih A. (2007) Use of medicinal plants against scorpionic and ophidian venoms. Arch. Inst. Pasteur. Tunis. 84 (1-4): 49-55.
- [12]. Sefi M., Fetoui H., Makni M., and Najiba Zeghal N. (2010) Mitigating effects of antioxidant properties of *Artemisia campestris* leaf extract on hyperlipidemia, advanced glycation end products and oxidative stress in alloxan-induced diabetic rats. J. Food. Chem. Toxicol. 48: 1986–1993.
- [13]. Akrouf A., Gonzalez L.A., El Jani H.J., and Madrid P.C. (2011) Antioxidant and antitumor activities of *Artemisia campestris* and *Thymelaeahirsuta* from southern of Tunisia. J. Food. Chem. Tox. 49:342–347.
- [14]. Dob, T., Dahmane, D., Berramdane, T., Chelghoum, C., (2005) Chemical composition of essential oil of *Artemisia campestris* L from Algeria. Pharma Biol. 43:512-514.
- [15]. Judd, W.S., Campbell, C.S., Kellogg, E.A., Stevens, P.F., Donoghue, M.J., (2002).
- [16]. Bonnier. (1934) Flore complète de France, Suisse et Belgique. édition 10, P 118.
- [17]. Crete P. (1965) Précis de botanique. Masson, Paris, édition 2, P 429.
- [18]. Tutin, T.G., Persson, K., Gutermann, W., (1976) In: Tutin, T.G., Heywood, V.H., Burges, N.A., Valentine, D.H. (Eds.), Plantaginaceae to Compositae (and Rubiaceae) Flora Europea, vol. 4. Cambridge University Press, London, p. 180.
- [19]. Alenjandro, R.-C., Arturo, E. C., & Guillermo, D. (1993) Sesquiterpene lactones and flavonoids from *Artemisia ludoviciana* ssp. *mexicana*. Phytochemistry, 33, 1113–1115
- [20]. Liu, N. Q., Van der Kooy, F., & Verpoorte, R. (2009) *Artemisia afra*: A potential flagship for African medicinal plants? South African Journal of Botany, 75, 185–195
- [21]. Quezel, P. and S. Santa, (1963) Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales (Tome II), Paris, Ed. CNRS.
- [22]. De Candolle, A.P., (1837) Prodrôme Systematis Naturalis Regni Vegetabilis VI. Paris.

[23]. Bremer, K., Humphries, C.J., (1993) Generic monograph of the Asteraceae (Anthemideae). Bull. Nat. Hist.Mus. Lond. (Bot.) 23, 71–177.

[24]. Torrell, M., Garcia-Jacas, N., Susanna, A., Valles, J., (1999) Phylogeny in *Artemisia* (Asteraceae, Anthemideae) inferred from nuclear-ribosomal DNA (ITS) sequences. Taxon 48, 721–736.

[25]. Benli, M., Kaya, I., Yigit, N., "Screening antimicrobial activity of various extracts of *Artemisia dracunculus* L.", *Cell Biochem. Funct.*, 25 (6), 681-686 (2007).

[26]. Nishino, C., Enoki, N., Tawata, S., Mori, A., Kobayashi, K., Fukushima, M., "Antibacterial activity of flavonoids against *Staphylococcus epidermidis*, a skin bacterium", *Agric. Biol. Chem.*, 51 (1), 139-143 (1987).

[27]. Yang, B., Kotani, A., Arai, K., Kusu, F., "Estimation of the antioxidant activities of flavonoids from their oxidation potentials", *Anal. Sci.*, 17 (5), 599–604 (2001).

[28]. Rustaiyan A, Masoudi S (2011) Chemical constituents and biological activities of Iranian *Artemisia* species, *Phytochemistry Letters* 247, No. of Pages 8.

[29]. Anderson, Roger C.; Schelfhout, Stephen. (1980) Phenological patterns among tallgrass prairie plants and their implications for pollinator competition. *The American Midland Naturalist*. 104(2): 253-263.

[30]. Stairs, Anne Felicite. (1986) Life history variation in *Artemisia campestris* on a Lake Huron sand dune system. London, ON: University of Western Ontario. 241 p.

[31]. Cronquist, Arthur; Holmgren, Arthur H.; Holmgren, Noel H.; Reveal, James L.; Holmgren, Patricia K. (1994) Intermountain flora: Vascular plants of the Intermountain West, U.S.A. Vol. 5: Asterales. New York: The New York Botanical Garden. 496 p.

[32]. Benoît Bock ; (2013) Base de Données Nomenclaturale de la Flore de France par Benoît Bock BDNFF v4.02. <http://www.tela-botanica.org>.

[33]. Mahmoudi y. " La thérapeutique par les plantes communes en Algérie". Palais du livre. Blida. (1991) pp 99.

[34]. Bare, Janet E. (1979) Wildflowers and weeds of Kansas. Lawrence, KS: The Regents Press of Kansas. 509 p.

- [35]. Dorn, Robert D. (1984) *Vascular plants of Montana*. Cheyenne, WY: Mountain West Publishing. 276 p.
- [36]. Gleason, Henry A.; Cronquist, Arthur. (1991) *Manual of vascular plants of northeastern United States and adjacent Canada*. 2nd ed. New York: New York Botanical Garden. 910 p.
- [37]. Hall, Harvey M.; Clements, Frederic E. (1923) *The phylogenetic method in taxonomy: the North American species of Artemisia, Chrysothamnus, and Atriplex*. Publication No. 326. Washington, DC: The Carnegie Institute of Washington. 355 p.
- [38]. Caratini R. (1971) *Bordasencyclopedie*. Ed Bodas. Belgique. 23: 137-195
- [39]. Deysson G., " *Organisation et classification des plantes vasculaires* ", 2^{ème} partie : systématique, société d'édition d'enseignement supérieur et CDU réunis, Paris, (1979).
- [40]. Le houero H.N, "Les pâturages de l'Afrique du nord: typologie , production ,productivite et developpement" Coll.Intem.sur Invellt.et Cartogr.de l'Afrique troicale,Bamako,Centre international pour l'elevage en Afrique,Adiss Abeba,(1975),40-55.
- [41]. Djeridane,A.,Yousfi,M.,Nadjmi,B.,Vidal,N., J.F.,Stocker,P., (2007) Screening of some Algerian medicinal plants for their phenolic compounds and their antioxidant activity .*Eur.Food Res.Technol.*244,801-809.
- [42]. Sefi,M.,Fetoui,H.,Makni,M.,Zeghal,N.,(2011) Mitigating effects of antioxidant proprieties of *Artemisia campestris* left extract on hyperlipidemia advanced glycation endproduct and oxidative stress in alloxan-induced diabetic rats. *Food Chem.Toxicol.*48,1986-1993.
- [43]. Behmanesh, B., Heshmati, G.A., Mazandarani, M., Rezaei, M.B., Ahmadi, A.R., Ghaemi, E.O., Bakhshandeh Nosrat, S., (2007) Chemical composition and antibacterial activity from essential oil of *Artemisia sieberi* Besser subsp. *Sieberi* in North of Iran. *Asian J. Plant. Sci.* 6, 562–564.
- [44]. Le Floc'h, E., (1983) *Contribution à une étude ethnobotanique de la flore Tunisienne*. Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la recherche Scientifique, Tunis, Tunisia.
- [45]. Akrou, A., (2005) *Contribution à l'étude chimique et activités biologiques de*

Artemisia campestris L. Thèse en Chimie. Faculté des Sciences de Sfax.

[46]. Cole, G.M., Lim, G.P., Yang, F., Teter, B., Begum, A., Ma, Q., Harris-White, M.C. et Frautschy, A. (2005) Prevention of Alzheimer's disease: omega-3 fatty acid and phenolic antioxidant interventions. *Neurobiol. Aging*, 26: S133 – S136.

[47]. Liu, R.H. (2003) Health benefits of fruit and vegetables are from additive and synergistic combinations of phytochemicals. *Am. J. Clin. Nutr.*, 78: 517S – 520S.

[48]. Riboli, E. et Norat, T. (2003) Epidemiologic evidence of the protective effect of fruit and vegetables on cancer risk. *Am. J. Clin. Nutr.*, 78: 559S – 569S.

[49]. Aniya, Y., Shimabukuro, M., Shimoji, M., Kohatsu, M., Gyamfi, M.A., Miyagi, C., Kunii, D., Takayama, F., Egashira, (2000) Antioxidant and hepatoprotective actions of the medicinal herb *Artemisia campestris* from the Okinawa Islands. *Biol. Pharm. Bull.* 23 (3), 309–312.

[50]. Djeridane, A., Yousfi, M., Nadjemi, B., Boutassouna, D., Stocker, P., Vidal, N., (2006) Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chem.* 97, 654–660.

[51]. Bruneton, J. (1999) *Pharmacognosie, Phytochimie – Plantes médicinales – 3ème Ed Techniques et documentations.* Paris. pp: 227-310-312-313-314.494.

[52] Harrison, A.P., Bartels, E.M., (2006) *Am. J. Pharm. Toxicol.* 1 (2), 26.

[53]. Naili M.B., Alghazeer O.A., Saleh N.A., Al-Najjar A.Y. (2010) Evaluation of antibacterial and antioxidant activities of *Artemisia campestris* (Astraceae) and *Ziziphus lotus* (Rhamnaceae). *Arab. J. Chem.* 3:79–84.

[54]. Kyeong W.Y., Anwar M., and Jong H.K. (2007) Effects of the Aqueous Extract from *Artemisia campestris* ssp. *caudata* on Mycorrhizal Fungi Colonization and Growth of Sand Dune Grasses. *J. Plant. Biology.* 50 (3): 358-361.

[55] Li, Y.L., Yeung, C.M., Chiu, L.C.M., Cen, Y.Z., Ooi, V.E.C., (2009) Chemical composition and antitumor activity of essential oil from the leaves of a medicinal herb, *Schefflera heptaphylla*. *Phytother. Res.* 23, 140–142.

[56] Darmanin, S., Wismayer, P.S., Camilleri Podesta, M.T., Micallef, M.J., Buhagiar, J.A., (2009) An extract from *Ricinus communis* L. leaves possesses cytotoxic

properties and induces apoptosis in SK-MEL-28 human melanoma cells. *Nat. Prod. Res.* 23 (6), 561–571.

[57] Crowell, P.L., (1999) Prevention and therapy of cancer by dietary monoterpenes. *J. Nutr.* 129 (3), 775–778.

[58]. Benaceur M ; Rahmoun C ; Sdiri H ; Medahi M & Selmi M ; (2001) Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production de grains de blé. *Sécheresse*, 12 (3): 167-174.

[59]. Grennan A.K ; (2006) High Impact Abiotic Stress in Rice. An “Omic” Approach; *Plant Physiol*, April 2006, Vol. 140, pp. 1139–1141.

[60]. Martinez JP ; Silva H ; Ledent JF & Pinto M ; (2007) Effect of drought stress on the osmotic adjustment, cell wall elasticity and cell volume of six cultivars of common beans (*Phaseolus vulgaris* L.) *European journal of agronomy*. Jan., Vol. 26,1,p.30-38.

[61]. Zhang J.; Nguyen, H.T. et Blum, A.; (1999) Genetic analysis of osmotic adjustment in crop plants. *J. Exp. Bot.*, 50: 291-302.

[62]. M. El Midaoui, M. Benbella, A. Aït Houssa, M. Ibriz & A. Talouizte, "Contribution à l'étude de quelques mécanismes d'adaptation à la salinité chez le tournesol cultivé (*Helianthus annuus* L.) " *HTE* N° 136 , Maroc , (2007), 29p.

[63]. MARSCHNER, H.; (1995) *Mineral Nutrition of Higher Plants*. Academic Press, London.

[64]. Hopkins, William G. , " *Physiologie végétale* ", 2e éd. De Boeck, Bruxelles, (2003) ,45-58 .

[65]. CEPPI, Margarita Georgina. Paramètres photosynthétiques affectant le transport d'électrons à travers le pool de plastoquinone : la densité des photosystèmes I, le contenu de chlorophylle et l'activité d'une plastoquinol-oxydase. Thèse de doctorat :Univ. Genève,(2009), no. Sc. 4175,203p.

[66]. NICHOLAS, D. J. D.; (1961) Minor mineral nutrients. *Annu Rev Plant Physiol.* 12, 63-90.

[67]. RAINS, D. W.; (1972) Salt transport by plants in relation to salinity. *Annu Rev Plant Physiol.* 23, 367-388.

- [68]. CRAM, W. J.; (1976) Negative feedback regulation of transport in cells. The maintenance of turgor, volume and nutrient supply. *Encyclopedia of Plant Physiol.* 2A: 284-316. Berlin- Heidelberg-New York: Springer.
- [69]. JENNINGS, D. H.; (1976) The effect of sodium chloride on higher plants. *Biol Rev.* 51, 454-486.
- [70]. HELLEBUST, J. A.; (1976) Osmoregulation. *Annu Rev Plant Physiol.* 27, 485-505.
- [71]. FLOWERS, T. J.; TROKE, P. F.; YEO, A. R.; (1977) The mechanism of salt tolerance in halophytes. *Annu Rev Plant Physiol.* 28, 89-121.
- [72]. Clarkson D.T. et Hanson J.B.(1980)The mineral nutrition of higher plants.*Annu Rev . Plant Physiol* .31 : 239-298.
- [73] Maathuis F.J.M et Sands D. (1996) Mechanisms pf potassium absorption by higher plant root. *Physiol. Plant* . 96 : 158-168.
- [74]. Vorobiev L.N(1967)Potassium ion activities in the cytoplasm and vacuole of cells of *chara australis* .*Nature*216 : 1325-1327.
- [75]. Walker D.J. Leigh R.A.et Miller A.J.(1996) Potassium homéostasis in vacuolate plant celles.*Proc.Nath .Acad.Sci.USA*93 :10510-10514.
- [76]. Lu Y-K, Chen Y-R and Yang C-M (1995) Influence of Fe-deficiency and Mg-deficiency onthe thylakoid membranes of a chlorophyll-deficient Ch5 mutant of *Arabidopsis thaliana*. *BotBull Acad Sin* 36: 175-179
- [77]. Hopkins W (1999) Introduction to Plant Physiology. John Wiley and Sons Inc., New York,USA, 464 pp.
- [78]. POOVAIAH, B. W.; LEOPOLD, A. C.; (1976) Effects of inorganic salts on tissue permeability. *Plant Physiol.* 58,182-185.
- [79]. SIMON, E.W.; (1978) The symptoms of calcium deficiency in plants. *New Phytol.* 80, 1-15.
- [80]. POOVAIAH, B. W.; LEOPOLD, A. C.; (1973) Inhibition of abscission by calcium. *Plant Physiol.* **51**, 848-851.
- [81]. Taiz, L., Zeiger, E. (2002) "Plant Physiology", Troisième édition, Editions Sunderland, Massachusetts.
- [82]. Jones, J.B Jr (1998) "Plant Nutrition Manual", CRC Press, USA.

- [83]. Kawakami K, Umena Y, Kamiya N, Shen JR (2009) Location of chloride and its possible functions in oxygen-evolving photosystem II revealed by X-ray crystallography. *Proc Natl Acad Sci U S A* 106: 8567-8572.
- [84]. Xu G, Magen H, Tarchitzky J, Kafkafi U (2000) Advances in chloride nutrition of plants. *Advances in Agronomy* 68: 97-150.
- [85]. White PJ, Broadley MR (2001) Chloride in soils and its uptake and movement within the plant : A review. *Annals of Botany* 88: 967-988.
- [86]. Teakle NL, Tyerman SD (2010) Mechanisms of Cl⁻ transport contributing to salt tolerance. *Plant Cell Environ* 33: 566-589.
- [87]. Bauwens,A et Kivits,S " La mise en œuvre expérimentale de la nutrition chez les autotrophes " *Scienceinfuse – UCL*, (2010), 11p.
- [88]. Scheer, H. *Chlorophylls*, CRC Press, Boca Raton, USA,(1991), p. 3-30.
- [89].Lebeau P.,Janot M. ; " *Traité de pharmacie chimique*" , Tome 2 , ed Masson et Cie (1955), 3733p.
- [90]. Robert.,P, Carlsson.,R.M. Romero.,N. and Masson.,L. "Stability of spray-dried encapsulated carotenoid pigments from rosa mosqueta (*Rosa rubiginosa*) oleoresin", *J. Am. Oil Chem. Soc.*, vol. 80(11), (2003).
- [91]. Paris M et Hurabielle. (1981) *Abrégé de matière médicale. Pharmacognosie. Tome 1.* Ed Masson. Paris.pp: 102-103-104-107.
- [92]. Ghestem A., Seguin E., Paris M., and Orecchioni A.M. (2001)*Le préparateur en pharmacie dossier 2èmeEd TEC&DOC.* Paris. pp275. (cited in Djemai Zoueglache S, 2008).
- [93]. Khanbabae K and Ree T.R. (2001) Tannins:Classification and Defenition. *Journal of Royal Society of Chemistry.* 18: 641-649.(cited in Djemai Zoueglache S, 2008).
- [94] Bruneton, J. (1999) *Pharmacognosie, Phytochimie – Plantes médicinales – 3ème Ed Techniques et documentations.* Paris. pp: 227-310-312-313-314.494.
- [95]. Gouveia.,L and. Empis.,J "Relative stabilities of microalgal carotenoids in microalgal extracts, biomass and fish feed: effect of storage conditions", *Innov. Food Sci. Emerg. Technol.*, vol. 4, pp. 227- 233, (2003).
- [96]. Robert.,P, Carlsson.,R.M. Romero.,N. and Masson.,L. "Stability of spray-dried encapsulated carotenoid pigments from rosa mosqueta (*Rosa rubiginosa*) oleoresin", *J. Am. Oil Chem. Soc.*, vol. 80(11), (2003).

- [97]. McClements.,D.J. Decker.,E.A. Park.,Y. and Weiss.,J. "Structural design principles for delivery of bioactive components in nutraceuticals and functional foods", *Crit. Rev. Food Sci. Nutr.*, vol. 49, pp. 577-606, (2009).
- [98]. Seyoum A., Asres K., and El-Fiky F.K. (2006) Structure– radical scavenging activity relationships of flavonoids. *Phytochemistry*. 67: 2058–2070.
- [99] Lhuillier, A. (2007) Contribution a l'étude phytochimique de quatre plantes malgaches : *Agauria salicifolia* Hook.f ex Oliver, *Agauria polyphylla* Baker (*Ericaceae*), *Tambourissatrichophylla*Baker (*Monimiaceae*) et *Embelia concinna* Baker (*Myrsinaceae*). Thèse de doctorat. Toulouse.
- [100]. Koes RE, Quattrocchio F, Mol JNM (1994) The Flavonoid Biosynthetic-Pathway in Plants - Function and Evolution. *Bioessays* 16: 123-132
- [101]. Harborne JB, Williams CA (2000) Advances in flavonoid research since 1992. *Phytochemistry* 55: 481-504.
- [102]. Winkel-Shirley B (2002) Biosynthesis of flavonoids and effects of stress. *Current Opinion in Plant Biology* 5: 218-223
- [103]. Dixon RA, Xie DY, Sharma SB (2005) Proanthocyanidins - a final frontier in flavonoid research? *New Phytologist* 165: 9-28.
- [104]. Tanaka Y, Sasaki N, Ohmiya A (2008) Biosynthesis of plant pigments: anthocyanins, betalains and carotenoids. *Plant Journal* 54: 733-749.
- [105]. Effendi L., Yajun Y. et al.,(2008) Functional expression of a P450 flavonoid hydroxylase for the biosynthesis of plant-specific hydroxylatedflavonols in *Escherichia coli* .*Metab.Eng.*8: 172-181.
- [106]. Hayashi, F. ; Ichino, T. Osanai, M. et Wada, K. ; (2000)Oscillation and regulation of proline content by P5CS and ProDH gene expressions in the light/dark cycles in *Arabidopsis thaliana* L. *Plant Cellular Physiology*, 4(10): 1096-1101.
- [107]. Tallman, G.; (1992) The chemiomatic model of stomatal opening revisited critical reviews in plant Sciences, 11: 35-57.
- [108]. Da Silva, D.L.R.; Honour, S.J. et Manfield, T.A.; (1996) Estimation of apoplastic concentrations of K⁺ and Ca²⁺ in the vicinity of stomatal guard cells. *New Phytol.*, 134: 463-469.
- [109]. Moulineau, C. ; (1993) Variations sous contrainte hydrique de la teneur en acides aminés libres foliaires du mil. In : Le mil en Afrique. Diversité génétique et agro-physiologique : Potentialités et contraintes pour l'amélioration et la culture. Eds, Serge Hamon et ORSTO M, 231-244.

- [110]. Zoumarou-Wallis, N. ; (1996) Etude des contraintes hydriques chez le mil (C4) et le blé (C3). DEA Faculté des Sci. de Tunis. Université de Tunis II. 75pp.
- [111]. Nayyar, H. et Walia, D.P. ; (2003) Water stress induced proline accumulation in contrasting wheat genotypes as affected by calcium and abscisic acid. *Biol. Plant.*, 46(2): 275-279.
- [112]. Ashraf, M. et Harris, P.J.C.; (2004) Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Sci.*, 166: 3-16.
- [113]. Souza, R.P.; Machado, E.C. ; Silva, J.A.B.; Lagôa, A.M.M.A. et Silveira, J.A.G. ; (2004) Photosynthetic gas exchange, chlorophyll fluorescence and some associated metabolic changes in cowpea (*Vigna unguiculata*) during water stress and recovery. *Environmental and Experimental Botany*, 51: 45-56.
- [114]. Hills, MJ (2004) Control of storage-product synthesis in seeds. *Current Opinion in Plant Biology* 7: 302-308
- [115]. Gibson, SI (2005) Control of plant development and gene expression by sugar signaling. *Current Opinion in Plant Biology* 8: 93-102
- [116]. Rolland F, Moore B, Sheen J (2002) Sugar sensing and signaling in plants. *Plant Cell* 14: S185-S205
- [117]. Roitsch, T (1999) Source-sink regulation by sugar and stress. *Current Opinion in Plant Biology* 2: 198-206
- [118]. Korn M, Peterek S, Mock HP, Heyer AG, Hinch DK (2008) Heterosis in the freezing tolerance, and sugar and flavonoid contents of crosses between *Arabidopsis thaliana* accessions of widely varying freezing tolerance. *Plant Cell and Environment* 31: 813- 827.
- [119]. Crowe JH, Crowe LM, Carpenter JF, Wistrom CA (1987) Stabilization of dry phospholipid bilayers and proteins by sugars. *Biochemical Journal* 242: 1-10
- [120]. Crowe JH, Carpenter JF, Crowe LM, Anchordoguy TJ (1990) Are freezing and dehydration similar stress vectors - A comparison of modes of interaction of stabilizing solutes with biomolecules. *Cryobiology* 27: 219-231.

- [121]. Campalans A.; Messeguer R., Goday A. & Pagès M. (1999) Plant responses to drought, from ABA signal transduction events to the action of the induced proteins. *PlantPhysiol. Biochem.* 37. 5:327 - 340 p.
- [122]. Zerrad, W. Maataoui ,B.S., Hilali ,S. El Antri ,S. et Hmyene,A. " Etude comparative des mécanismes biochimiques de résistance au stress hydrique de deux variétés de blé dur" *Lebanese Science Journal*, Vol. 9, No. 2, : 27-36 (2008) .
- [123]. David, J.C. et Grongnet, J.F. (2001) Les protéines de stress. *INRA Prod. Anim.*, 14(1): 29-40.
- [124]. Baker, J., Steel, C.H. and Dure, I.L. (1988) Sequence and characterization of 6 LEA proteins and their genes from cotton. *Plant Mol. Biol.*, 11: 277-291.
- [125]. OUANOUKI Benalia." Modélisation de la demande en eau dans une région aride. Cas de la Wilaya de Djelfa" *Nature & Technologie* (2011) : 93-105.
- [126]. Boudiaf-Nait kaci, M. , Hedde ,M., Mouas-Bourbia ,S., Siad, D , Derridj ,A. « Biodisponibilité du phosphore dans la rhizosphère du grenadier (*Punica granatum* L.) Sous climat aride : cas des vergers de Messaad Wilaya de Djelfa ». 11èmes Journées d'études des sols le 19 au 23 mars (2012) : 1-7.
- [127]. TELIBI. A. (2004) Contribution à l'étude de l'évapotranspiration et des besoins en eaux en zone semi arides (cas de la région de Djelfa). Mémoire Ingénieur. Centre Universitaire (Djelfa), 120 p.
- [128]. Kasbadji, Merzouk, N., "Evaluation du gisement énergétique éolien contribution a la détermination du profil vertical de la vitesse du vent en Algérie", Thèse de doctorat l'université Abou Bekr Belkaid. Tlemcen, (2006), 114p In Chebab,H.(2012) Etude des caractéristiques physiologiques et biochimiques de *l'Artemisia herba alba*, thèse de magister .Université de Blida, 91p.
- [129]. Arrour ,A., "Contribution à l'étude de la dynamique de la phytomasse de pâturages steppiques dans la région de Djelfa". Mémoire d'ingénieur, .USD. Blida, (1991), 80p In Chebab,H.(2012) .
- [130]. Bouteljaoui.F ; Bessenasse .M ; Guendouz .A. ; "Etude comparative des différentes méthodes d'estimation de l'évapotranspiration en zone semi-aride (cas de la région de Djelfa) "Revue « Nature & Technologie ». n° 07/Juin (2012) Pages 109 à 116.

- [131]. Derraji ,N. ; Bouchelouch , D. ; et Moulai ,R. ;"Place des oiseaux d'eau dans le fonctionnement de deux zones humides continentales, Zehrez Chergui et Zehrez Gharbi (wilaya de Djelfa)" USTHB-FBS-4th International Congress of the Populations & Animal Communities,(2013) : 399-409.
- [132]. Anonyme, l'Office National de météorologie à Djelfa(O.N.M), (2013),2p.
- [133]. Francis et *al.*, (1970) "Cooper enzymes in isolated chloroplastes". *Plant Physiol.*, 24 (1949), pp. 1-15.
- [134]. Sarker. S. D., Nahar. L., "Chemistry for Pharmacy Students General, Organic and Natural Product Chemistry", John Wiley & Sons Ltd, England, (2007), 383 p, 302-369.
- [135]. Djeridane A., Yousfi M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocker P., Vidal N., "Antioxidant activity of some metabolit medicinal plants extracts containing phenolic compounds. ", *Food Chemistry*, V.97, n°4, (2006), 654–660..
- [136]. AFNOR, Recueil de normes françaises des corps gras, oléagineuse, produits dirivés, ed. AFNOR, (1988), 325p.
- [137]. Dubois M., Gillet K.A. (1965) Dosage des sucres totaux à l'ortho–toluidine, *J. Agr.Food Chem.* 13 : 137.
- [138]. Monneveux, P. & Nemmar, M. (1986) "Contribution à l'étude de la résistance à la sécheresse chez le blé tendre (*Triticum aestivum* L.) et chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.): Etude de l'accumulation de la proline au cours du cycle de développement. *Agronomie*, 6 (6), pp. 583-590.[161].
- [139]. Kjeldahl, J. (1883) "[Neue Methode zur Bestimmung des Stickstoffs in organischen Körpern](#)" (New method for the determination of nitrogen in organic substances), *Zeitschrift für analytische Chemie*, 22 (1) : 366-383.
- [140]. Bauer, A.W., Kirby, W.M.M., Sherris, J.C., Turck, M., (1966) *Am. J. Clin. Pathol.* 45, 493
- [141]. **Zaika, L.**(1988) Spices and Herbs - Their Antimicrobial Activity and Its determination. *Journal of Food Safety.* **9(2):**97-118.

- [142]. Levigneron, A., Lopez F., Vansuyt, G., Berthomie, P., Fourcroy, P. et Casse-Delbart, F., " Les plantules face au stress salin", Cahier Agriculture, France, V. 4, (1995), 263-276.
- [143]. Mazliak, P., "Physiologie végétale, nutrition et métabolisme", Ed. Harman, paris, (1981), 349 p.
- [144]. Eastman, P.A.K., & Camm, E.L., "Regulation of photosynthesis in interior spruce during water stress: changes in gas exchange and chlorophyll fluorescence", Tree Physiology, (1995), 15: 229-235.
- [145]. Orcutt, D.M., & Nilsen, E.T., "Physiology of plants under stress", John Wiley & Sons Inc., New York, NY, USA (2000).
- [146]. Godde, D., (1999) "Adaptation of the photosynthetic apparatus to stress conditions", In: Lerner.
- [147]. Ortega, U., Dunabeitia, M., Menendez, S., Gonzalez-murua, & Majada, J., "Effectiveness of mycorrhizal inoculation in the nursery on growth and water relations of Pinus radiata in different water regimes", Tree physiology, (2004), 24: 65-73.
- [148]. Friedman, M. (2002) Tomato glycoalkaloids: role in the plant and in the diet. JAgric Food Chem 50, 5751-5780.
- [149]. Djekoun A. & planchon C. (1992) Stomatal conductance photosynthesis and acetylene reduction rate in Soybean genotypes. Can. J. Plant sci. 72:383 - 390 p.
- [150]. Nieves, M., Riuz, D., and Cedra, A., "influence of rootstock-scion combination in Lemon trees salt tolerance ", In: Proc. Int. Soc. Citriculture, Acireale, Italy, (1991), pp.387-390.
- [151]. Friedman, M. (2002) Tomato glycoalkaloids: role in the plant and in the diet. JAgric Food Chem 50, 5751-5780.
- [152]. Cazzonelli, C., I. Carotenoids in nature: insights from plants and beyond, Functional Plant Biology, (2011) ,38, 833–847.
- [153]. Lebreton, P., Jay, M., Voirin. B., " L'analyse qualitative et quantitative des flavonoïdes", Chimie analytique, (1967), 375- 383.
- [154]. Karabegovic, I., Nikolova, M., Velickovic, D., Stojicevic, S., Veljkovic, V., Lazic, M., (2011) Comparison of Antioxidant and Antimicrobial Activities of Methanolic Extracts of the *Artemisia* sp. Recovered by Different Extraction Techniques.

BIOTECHNOLOGY AND BIOENGINEERING .*Chinese Journal of Chemical Engineering*, 19(3) 504-511.

[155]. Niu, G., Rodriguez, D.S., Starman, T., (2010) Response of bedding plants to saline water irrigation. *Hort Science* 45 (4), 628–636.

[156]. Haouala, F., Ferjani, H., Ben El Hadj, S., (2007) Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na^+ , K^+ et Ca^{2+}) et du chlore (Cl^-) dans les parties aériennes et les racines du ray-grass anglais et du chiendent. *Bitechnol. agronom. Soc. Environ*, 11 (3), 235-244.

[157]. Munns, R., Tester, M., (2008) Mechanisms of salinity tolerance. *Annu. Rev. Plant Biol.* 59, 651–681.

[158]. SCHWARDZ, (1985) The use of saline water in hydroponie soiless culture, 1(10), pp 26-34.

[159]. Martin P., Gagnard J., Gaytier P., "Plant analysis as guide the nutrient requirement of temperate and tropical crops", Ed. Lavoisier, Paris, (1987) 122p.

[160]. Benrbiha F.Z., " Etude de différents milieux de culture, de substances de croissance et de salinité sur la morphogenèse de l'atriplex halimus L"., These de doctorat en Agronomie, (2003), 193p.

[161]. Jeschke W D.: K^+ , Na^+ exchange at cellular membranes, intracellular compartmentation of cations, and salt tolerance. *Salinity tolerance in plants, Strategies for crop improvement* (ed. R. C. Staples) Wiley, New York; (1984) :37-66.

[162]. Rengel Z. :Disturbance of cell Ca^{2+} homeostasis as a primary trigger of Al toxicity syndrome *Plant Cell et Env*; (1992) ; 15:931-938.

[163]. Levigneron A., Lopez F., Vansuyt G., Berthomieu P., Fourcroy P., Casse-Delbart F. : Les plantes face au stress salin. *Cahiers Agricultures*; (1995) ; 4 (4):263-273.

[164]. Botella M A., Marinez V., Pardines J., Cerda A. :Salinity induced potassium deficiency in maize plants. *J. Plant Physiol*; (1997); 150:200-205.

[165]. LESSANI H et MARSCHNER H (1978) Relation between salt tolerance and long distance transport of sodium and chloride in various crop species. *Aust. J. Plant. Physiol.* 5: 27-37.

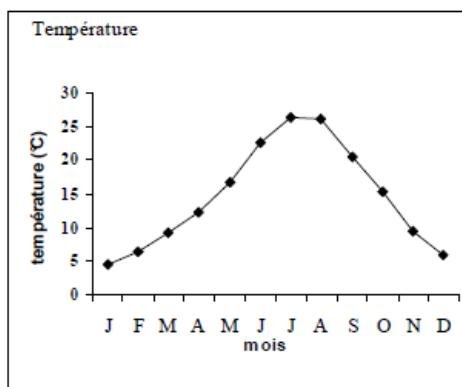
- [166]. Benabedlkader, T., "Contribution à l'étude phytochimique et chimiotaxonomique et biologique de dgouft (*Artemisia campestris*)". Mémoire de magister, INES Kouba, alger, (2005), 145 P.
- [167]. Munns, R. et Weir, B. ; (1981)Contribution of sugars to osmotic adjustment in elongating and expanded zones of wheat leaves during moderate water deficits at two light levels. Aust. J. Plant Physiol., 8: 93-105
- [168]. Reeman C and Breakle S .W., "Sodium relation in chenopodiaceae: acomparative approach ",Plant .Cei and environnement. Gramy.Vol 12, (1993), 323-328.
- [169]. Bensari, M. ; Camés, J. et Viala, g. ; (1990) répartition du carbone fixé par photosynthèse entre l'amidon et le saccharose dans la feuille de soja. Influence d'un déficit hydrique. Plant Physiol. Biochem., 28: 17-26.
- [170]. Blaclow, W.M. ; Darbyshire, B. et Pheloung, P. ; (1984) Fructan poly-merized and depolymerized in the inter-nodes of winter wheat as grain-filling progressed. Plant Sci. Letters, 36: 213-218
- [171]. Rodriguez, M. L. ; David, M. M. ; Chaves, M. M. et Pereira, J. S. ; (1993) Water deficits and osmotic adjustment in grapevine leaves. In: actas del 1er Simposium hispano-Portugues relaciones hidricas en las Plantas. Palma de Mallorca, pp:155-158.
- [172]. Tan, W. ; Blake, T.J. et Boyle, T.J.B. ; (1992) Drought tolerance in faste rand lower growing black spruce (*Picea mariana*) progenies. II. Osmotic adjustment and changes of soluble carbohydrates and amino acids under stress. Physiol. Plant, 85: 645-651.
- [173]. Gebre, g.M.; Kuhns, M.r. et brandle, J.r. ; (1994)Organic solute accumulation and dehydration tolerance in three water-stressed *Populus deltoids* clones. tree Physiol., 14: 575-587.
- [174]. Tschaplinski, T.J. et Tuskan, G.A.; (1994)Water stress tolerance of black and eastern cottonwood clones and four hybrid progeny.II. Metabolites and inorganic ions that constitute osmotic adjustment. Can. J. fors. res., 24: 681-687

- [175]. Noiraud, N., Delrot, S., and Lemoin, R., "The sucrose transporter of celery .Identification and expression during salt stress", 1.Plant physiol., (2000), Volum 1.22 ,pp 1447-1456.
- [176]. Ranieri, a. ; Bernard, r. ; Lanese, P. et Soldantini, g.f. ; (1989) Changes in free amino acid content and protein pattern of maize seedlings under water stress. Env. Exp. Bot., 29: 351-357.
- [177]. Belanger, R.R. ; Manion, P.D. et Greffin, D.H. ; (1990)Amino acid content of water-stressed plantlets of *Populus tremuloides* clones in relation to clonal susceptibility to *hypoxylon mammatum* in vitro. Canad. J. bot., 68: 26-29.
- [178]. Joyce P.A., Aspinall D and Paleg L.G., " Photosynthesis and accumulation of proline to water deficit", Aust.J.plant.,(1992),19,249-261.
- [179]. Paquin, R., "Effet de l'humidité du sol sur la teneur de la proline libre et des sucres totaux de la luzerne enduree au froid et à la sécheresse", Can. J. Plant. Scie, (1986), 66, 95-101.
- [180]. Santoro, M.M., Liu, Y., Khan, S.M.A., Hou, L-X and Dollen D.W., "Increased thermal stability of proteins in the presence of naturally occurring osmolytes". Biochimie, (1992), 31.5278-5283.
- [181]. Guignard, J.L., "Biochimie végétale", Ed. Dunod, Paris, (2000), 274 p.
- [182]. Tallman, g. ; (1992) the chemiomatic model of stomatal opening revisited critical reviews in plant Sciences, 11: 35-57.
- [183]. Da Silva, D.L.R.; Honour, S.J. et Manfield, T.A.; (1996) Estimation of apoplastic concentrations of K⁺ and Ca²⁺ in the vicinity of stomatal guard cells. New Phytol., 134: 463-469.
- [184]. Moulineau, C. ; (1993) Variations sous contrainte hydrique de la teneur en acides aminés libres foliaires du mil. in : Le mil en afrique. diversité génétique et agrophysiologique : Potentialités et contraintes pour l'amélioration et la culture. eds, Serge hamon et ORSTOM, 231-244.
- [185]. Zoumarou-Wallis, N. ; (1996) Etude des contraintes hydriques chez le mil (C4) et le blé (C3). DEA Faculté des Sci. de Tunis. Université de Tunis II. 75pp

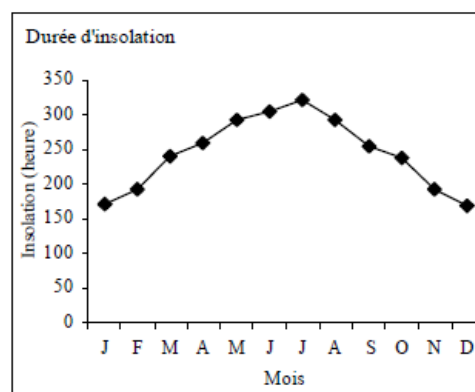
- [186]. Nayyar, H. et Walia, D.P. ; (2003) Water stress induced proline accumulation in contrasting wheat genotypes as affected by calcium and abscisic acid. *Biol. Plant.*, 46(2): 275-279.
- [187]. Ashraf, M. et harris, P.J.C.; (2004) Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Sci.*, 166: 3-16.
- [188]. Souza, R.P.; Machado, E.C. ; Silva, J.A.B.; Lagôa, A.M.M.A. et Silveira, J.A.G. ; (2004) Photosynthetic gas exchange, chlorophyll fluorescence and some associated metabolic changes in cowpea (*Vigna unguiculata*) during water stress and recovery. *Environmental and experimental botany*, 51: 45-56.
- [189]. Joyce P.A., Aspinal D and Paleg L.G., " Photosynthesis and accumulation of proline to water deficit", *Aust.J.plant.*,(1992),19,249-261.
- [190]. Campalans A.; Messeguer R., Goday A. & Pagès M. (1999) Plant responses to drought, from ABA signal transduction events to the action of the induced proteins. *Plant Physiol. Biochem.* 37. 5:327 - 340 p.
- [191]. Schulze E-D. Beck E. & Müller-Hohenstein K.(2005) *Plant ecology*. Springer. Berlin:117-143p.
- [192]. Campbell S.A. & Close T.J. (1997) Dehydrins :genes,proteins and association with phenotypic traits. *New phytol.*137: 61 - 74 p.
- [193]. Close T.J. (1996) Dehydrins : emergence of a biochemical role of a family of plant dehydration proteins. *Physiol Plant.* 97:795 - 803 p.
- [194]. Ramanjulu S. & Bartels D.(2002) Drought and desiccation-induced modulation of gene expression in plants. *Plant Cell.* 25: 141-151 p.
- [195]. Rojas A., Hernandez L., Pereda-Miranda R., and Mata R. (1992) Screening for antimicrobial activity of crude drug extracts and pure natural products from Mexican medicinal plants. *J. Ethnopharmacol.*35: 275-283.
- [196]. Tharib, S.M., Gnan, S.O., Veitch, G.B.A., "Antimicrobial activity of compounds from *Artemisia campestris*", *J. Food Prot.*, 46(3), 185-187 (1983).

ANNEXES

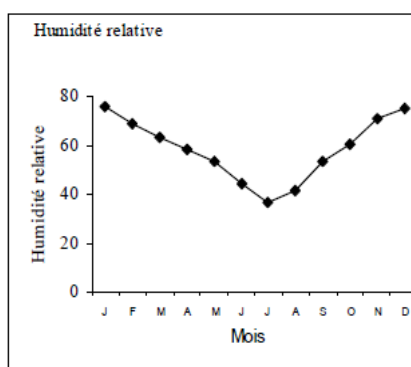
ANNEXE 1. Évolution des variables climatiques durant la période (1984-2006)



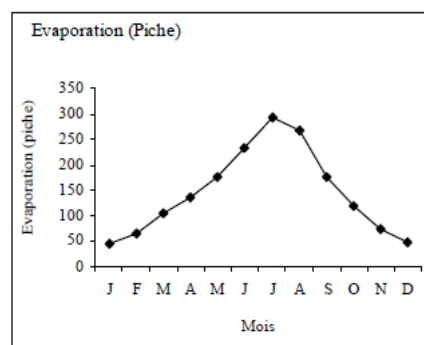
a



c



b

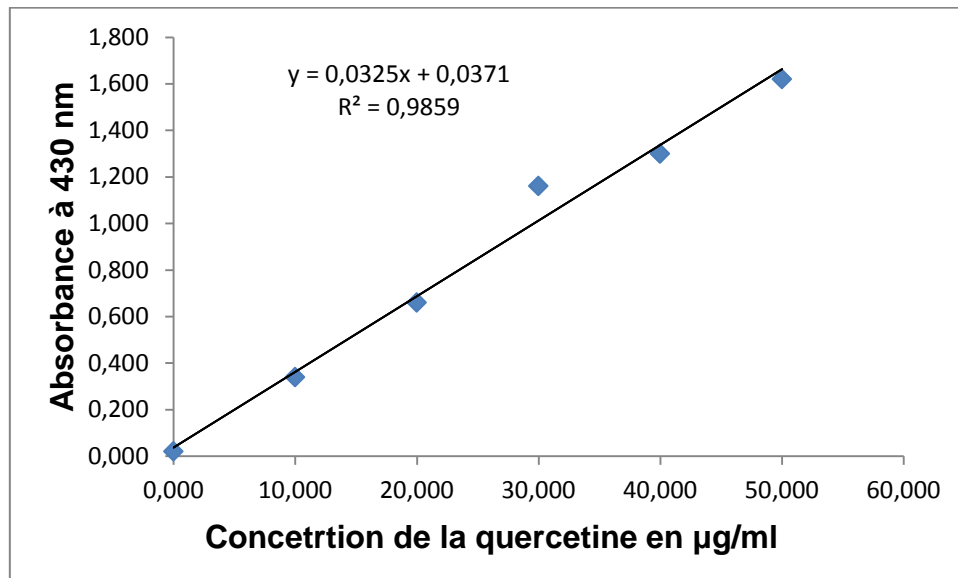


d

ANNEXE 2. Préparation de l'extrait méthanolique :

1,5 g de la poudre végétale est introduite dans des tubes à essai contenant 10 ml de méthanol à 80%, après agitation pendant 15 minutes les extraits sont filtrés. Le filtrat obtenu est l'extrait méthanolique.

ANNEXE3. Courbe d'étalonnage la quercétine :



ANNEXE4 : Mode opératoire Du dosage des éléments minéraux :

Homogénéiser la poudre végétale finement broyée la sécher pendant 16 heures à 70–80°C et refroidir durant 30 minutes dans un dessiccateur.

- ✓ Peser 2 g dans une capsule de platine ou en porcelaine.
- ✓ Disposer la capsule dans un four froid, élever la température à 450°C en 2 heures et la maintenir 2 heures, refroidir.
- ✓ Humecter les cendres par 2 à 3 ml d'eau distillée et 1 ml d'HCl concentré (lentement ajouté).
- ✓ Chauffer sur plaque chauffante jusqu'à l'apparition des premières vapeurs, ajouter quelques ml d'eau distillée.
- ✓ Filtrer sur filtre sans cendre, dans une fiole jaugée de 100 ml, rincer la capsule ou 4 fois à l'eau tiède (30° à 40°C).
- ✓ Incinérer le papier filtre et son contenu dans la capsule pendant une demi-heure à 550°C.
- ✓ Reprendre par 5 ml d'acide fluorhydrique (HF).
- ✓ Aller à sec sur plaque chauffante douce sans dépasser 100°C.
- ✓

- ✓ Reprendre par 1ml d'HCl concentré, laver à l'eau tiède. Filtrer. Amener à 100ml, compléter au trait de jauge après refroidissement.

ANNEXE5 : Principe du dosage des sucres totaux :

Le principe consiste à mettre 100 mg de matière fraîche végétale dans des tubes à essai puis ajouter 2ml d'éthanol à 80%, laisser les tubes fermés au repos pendant 48 heures.

Après 48 heures, faire évaporer l'alcool en mettant les tubes à essai dans un bain Marie à 70°C. Après refroidissement, on ajoute 20 ml d'eau distillée dans chaque tube à essai, prendre 1 ml de la solution et ajouter 1 ml de phénol à 5% et bien agiter.

Ajouté 5ml d'acide sulfurique concentré dans chaque tube à essai puis les passer au vortex, puis laisser au repos pendant 10 min puis les passer au bain Marie pendant 15 minutes à 30°C procéder à la lecture au spectrophotomètre à la longueur d'onde de 490nm.

ANNEXE6 : Principe du dosage de la proline :

On met 100 mg de matière végétale fraîche dans des tubes à essai et on ajoute 2 ml de méthanol à 40%.

Les tubes couverts (pour éviter la volatilisation de l'alcool) sont portés à ébullition au bain Marie à 85° C pendant 60 minutes.

Après refroidissement, 1 ml de la solution a été prélevé de chaque tube et mis dans de nouveaux tubes aux quels nous avons ajouté :

-1 ml d'acide acétique

-25 mg de ninhydrine

Ensuite, on a ajouté, dans chaque tube 1 ml d'un mélange contenant,

-120 ml d'eau distillée

-300 ml d'acide acétique

-80ml d'acide orthophosphorique

On porte les tubes à ébullition au bain marie durant 30 minutes après refroidissement des solutions en ajoute 5 ml de toluène dans chaque tube, après agitation au vortex deux phases apparaissent, on prélève la phase supérieure à laquelle on ajoute 5mg du sulfate de sodium, puis on les laisse au repos pendant 48 heures, On procède à la lecture de la densité optique des échantillons avec un spectrophotométrie à la longueur d'onde (528nm).

ANNEXE7 : Détermination des matières azotées totales (MAT).

a) Minéralisation

Opérer sur un échantillon de 0.5 à 2g (selon l'importance de l'azote dans l'échantillon). L'introduire dans un matras de 250ml, jouter 2g de catalyseur composé de (250g de K_2SO_4 , 250g de $CuSO_4$ et 5g de Se) dans le mélange on ajout 20 ml d'acide sulfurique concentré (densité = 1.84).

Porter le matras sur le support d'attaque et chauffer jusqu'à l'obtention d'une coloration vert stable. Laisser refroidir, puis ajouter peu à peu avec précaution 200ml d'eau distillée en agitant et en refroidissant sous un courant d'eau.

b) Distillation

Transvaser 10 à 15 ml du contenu du matras dans l'appareil distillateur (Buchi), rincer la burette graduée. Dans un bécher destiné à recueillir le distillat, introduire 20 ml de l'indicateur composé de :

- 20 g d'acide borique.
- 200 ml d'éthanol absolu.
- 10 ml d'indicateur contenant : $\frac{1}{4}$ de rouge de méthyle à 0.2 % dans l'alcool à 95° et $\frac{3}{4}$ de vert de bromocresol à 0.1 % dans l'alcool 95°.

Verser lentement dans matras de l'appareil a distillateur , 50 ml de lessive de soude (d= 1.33) , mettre en marche l'appareil , laisser l'attaque se faire jusqu'à l'obtention d'un volume de distillat de 100 ml au moins, titrer en retour par l'acide sulfurique a N/20 ou N/50 jusqu'à l'obtention a nouveau de la couleur initiale de l'indicateur .

1 ml d'H₂SO₄ (1N) —————> 0.014 d'N

1 ml d'H₂SO₄ (N/20) —————> 0.0007 d'N

ANNEXE8: Test de l'activité antimicrobienne.

Préparation des extraits méthanolique brute :

Les échantillons (10 g de la plante séchée) ont été trempés individuellement dans 100ml de méthanol on agite pendant 24 heures à température ambiante (25 ± 2,0C), puis filtré à travers du coton stérile jusqu'à filtrat limpide obtenue.

a- Conservation des souches

Les souches ont été conservées à 5°C dans des tubes stériles contenant 10 ml de milieu de culture incliné (gélose nutritive).

b- Milieus de culture

Selon les méthodes utilisées dans l'essai et selon les souches, nous avons utilisé les milieux suivants:

- La gélose nutritive pour l'isolement et l'entretien des souches bactériennes;
- La gélose Mueller Hinton pour l'étude de la sensibilité des bactéries aux différents extraits d'*Artemisia campestris*.

c- Préparation de précultures

Les souches microbiennes à tester ont été cultivées dans des boîtes de Pétri contenant de la gélose nutritive. Après 18h d'incubation à 37°C, des suspensions microbiennes d'une densité optique de 0.5 Mc Farland a été préparées pour chaque microorganisme, dans 5 ml d'eau distillée stérile.

d) Application:

Des disques de papier filtres stériles Whatmann de 6 millimètres de diamètre sont imprégnés de différentes solutions des extraits d'*Artemisia campestris* des 4 saisons ; à l'aide d'une pince stérile les disques sont déposés à la surface d'un milieu ensemencé (étalé) par une suspension microbienne d'une densité optique de 0.5 McFarland. Après diffusion, les boîtes sont incubées pendant 18 à 24 heures à 37 °C.

Après l'incubation l'effet des extraits se traduit par l'apparition autour de disque d'une zone circulaire transparente correspondant à l'absence de la croissance. Plus le diamètre de cette zone est grand plus la souche est sensible.

ANNEXE9. Analyse de la variance : Chlorophylle.

Source	Sum-of-Squares	df	Mean-Square	F-ratio	P
TRT\$	1.1138	3	0.379	500.132	0.000
Error	0.006	8	0.001		

ANNEXE10. Analyse de la variance : Caroténoïdes.

Source	Sum-of-Squares	df	Mean-Square	F-ratio	P
TRT\$	11.731	3	3.910	272.330	0.000
Error	0.115	8	0.014		

ANNEXE11. Analyse de la variance : Flavonoïdes.

Source	Sum-of-Squares	df	Mean-Square	F-ratio	P
TRT\$	3845.713	3	1281.904	4206.989	0.000
Error	2.438	8	0.305		

ANNEXE12. Analyse de la variance: Sodium.

Source	Sum-of-Squares	df	Mean-Square	F-ratio	P
TRT\$	29.425	3	9.808	23.215	0.005
Error	1.690	4	0.423		

ANNEXE13. Analyse de la variance : Potassium.

Source	Sum-of-Squares	df	Mean-Square	F-ratio	P
TRT\$	63.375	3	21.125	1.012	0.475
Error	83.500	4	20.875		

ANNEXE14. Analys de la variance : Sucres solubles.

Source	Sum-of-Squares	df	Mean-Square	F-ratio	P
TRT\$	46.318	3	15.439	186.277	0.000
Error	0.663	8	0.083		

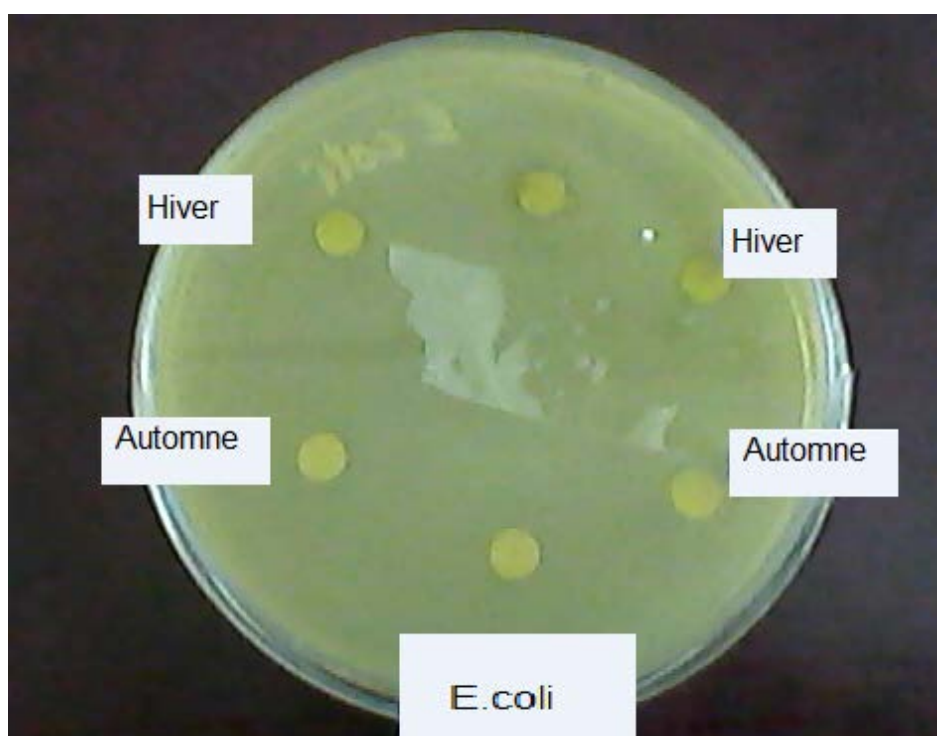
ANNEXE15. Analyse de la variance : Proline.

Source	Sum-of-Squares	df	Mean-Square	F-ratio	P
TRT\$	3.563	3	1.188	609.041	0.000
Error	0.016	8	0.002		

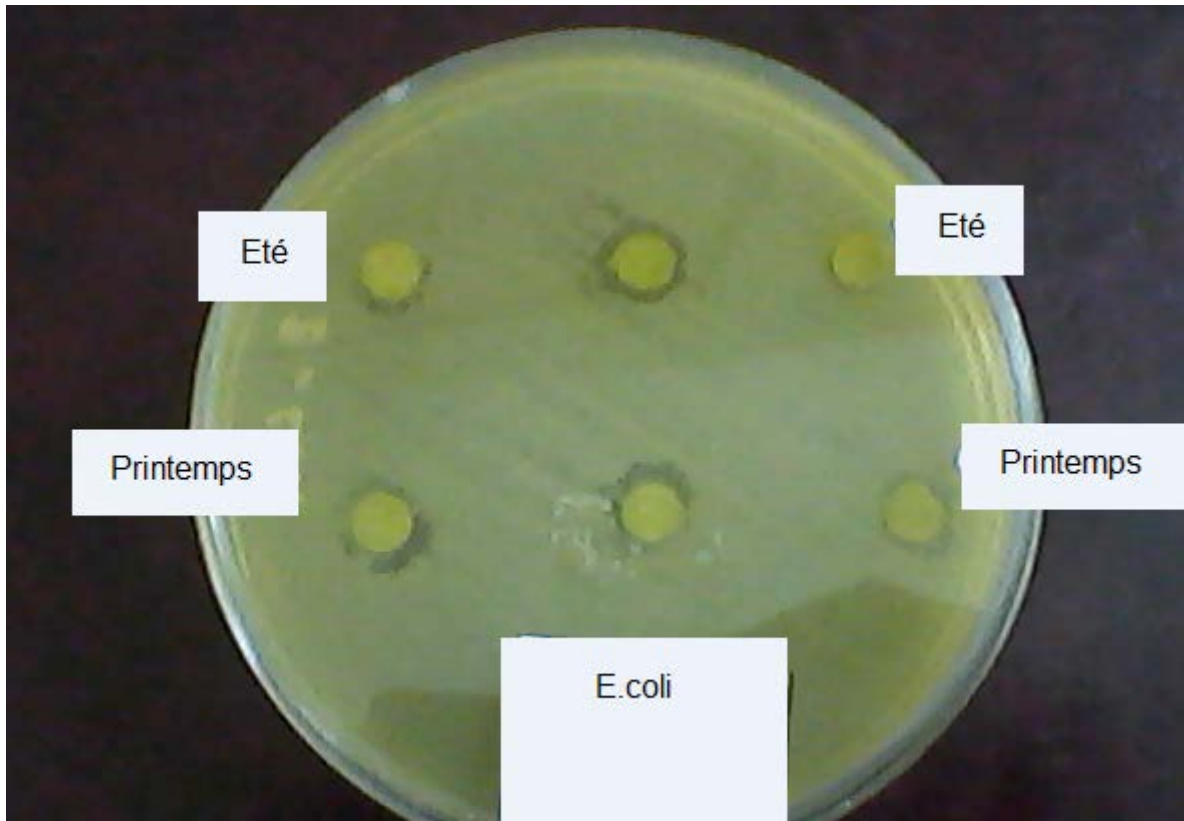
ANNEXE16. Analyse de la variance : Protéines.

Source	Sum-of-Squares	df	Mean-Square	F-ratio	P
TRT\$	155.246	3	51.749	6731.531	0.000
Error	0.031	4	0.008		

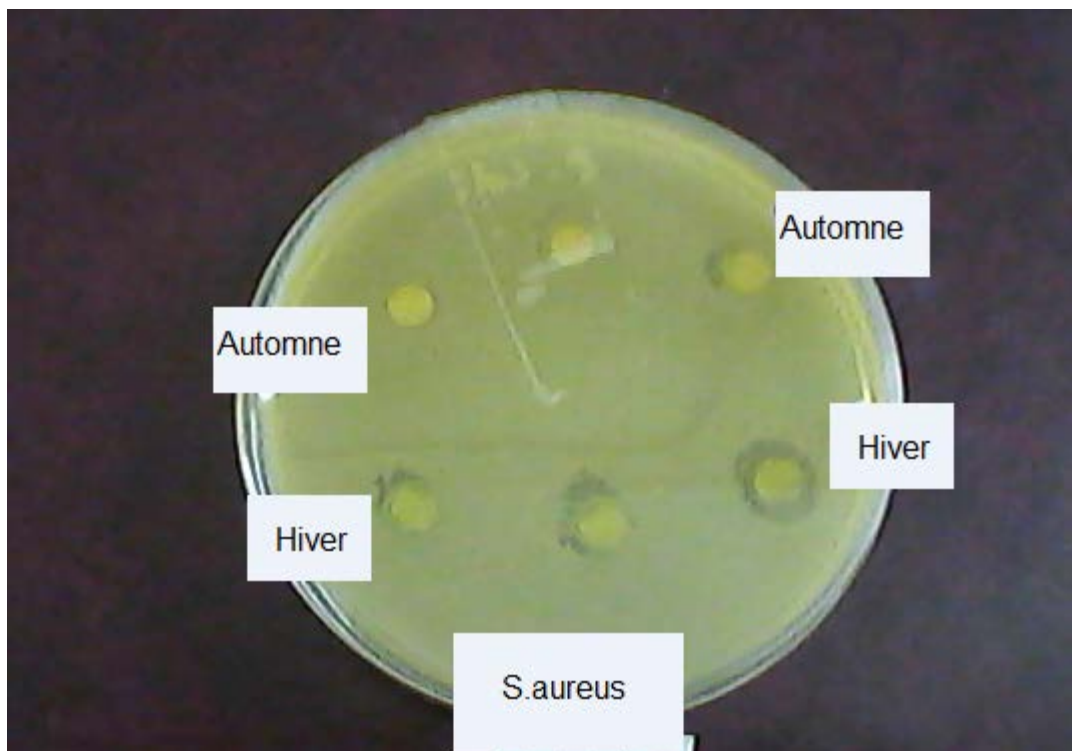
ANNEXE17. Effet antibactérien des extraits d'*Artemisia campestris*.



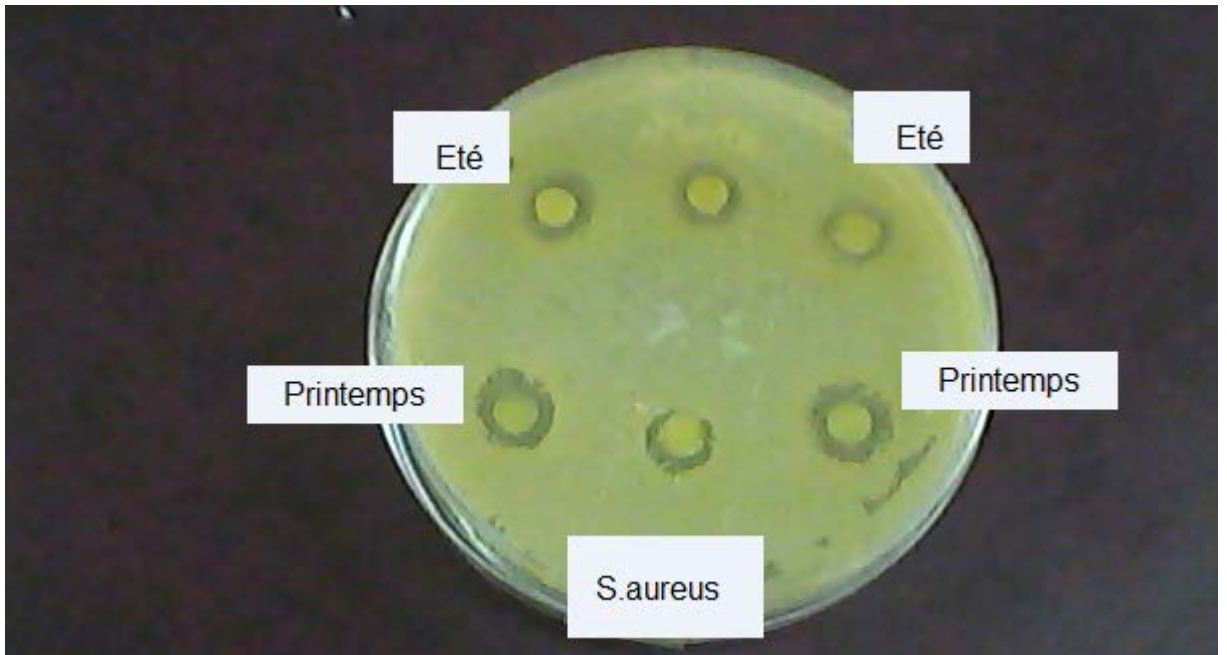
a. E.coli (Hiver-Automne)



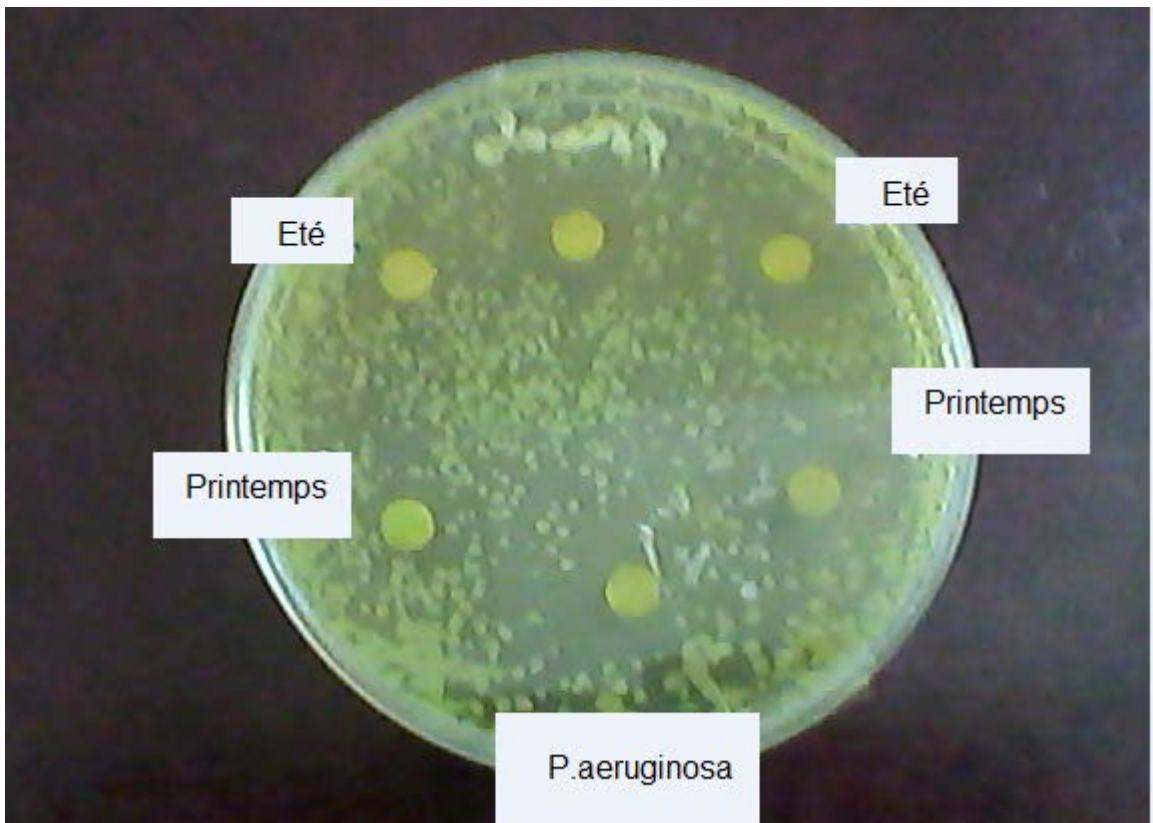
b. E.coli (Printemps-Eté)



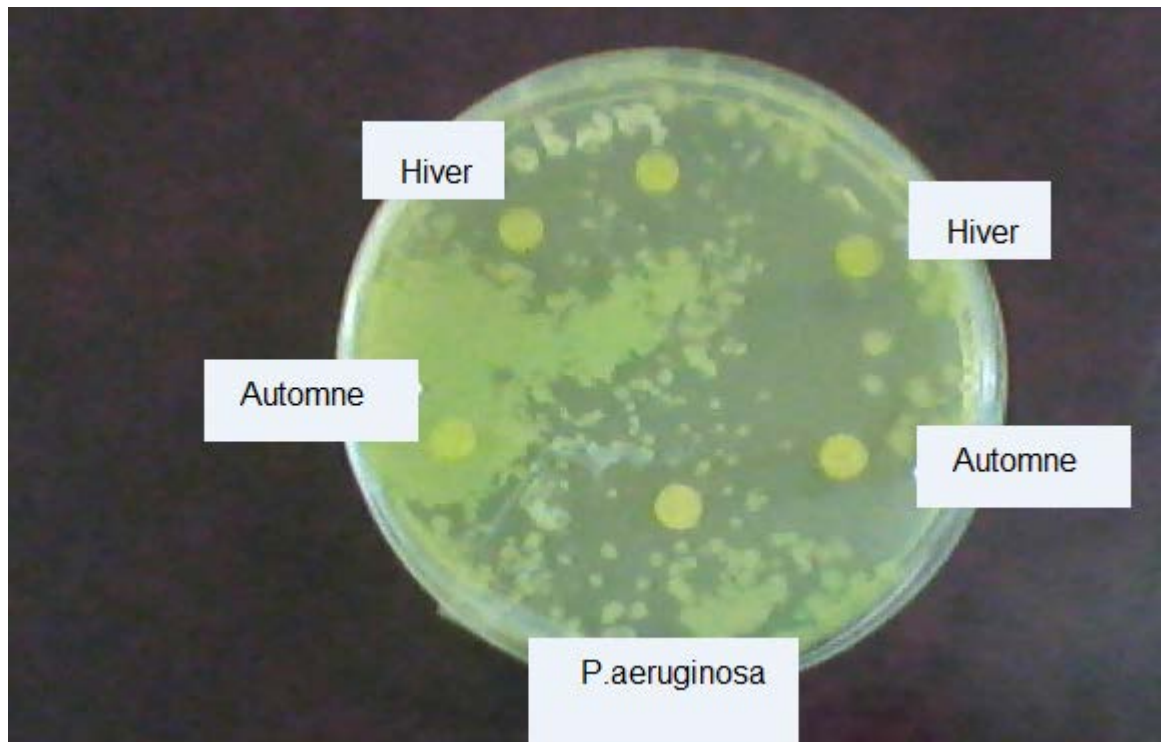
c. S.aureus (Hiver-Automne)



d. *S.aureus* (Printemps-Eté).



e. *P.aeruginosa* (Printemps-Eté).



f. *P.aeruginosa* (Hiver-Automne).