



*République Algérienne Démocratique et Populaire*  
*Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique*  
*Université Des Frères Mentouri Constantine*  
*Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie*  
*Département de Biologie et Ecologie Végétale*

N° d'ordre .....

N° de Série .....

## ***THESE***

EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE  
**DOCTORAT EN SCIENCES**

*Spécialité*

***Ecologie et Environnement***

### **THEME**

**CARACTERISATION DE L'ARGANIER (*Argania spinosa* L.)  
EN ALGERIE ET IMPACT DE LA SALINITE**

Présenté par : **Mohamed Seif Allah KECHEBAR**

#### **Jury :**

**Président :** Djamel ALATOU

Pr. Université des Frères Mentouri Constantine 1

**Rapporteur :** Chaabane RAHMOUNE

Pr. Université des Frères Mentouri Constantine 1

#### **Examineurs :**

Maria José FRUTOS FERNANDEZ

Pr. Université Miguel Hernandez d'Elche, Espagne

Amar ZELLAGUI

Pr. Université Larbi Ben M'Hidi, Oum El Bouaghi

Riadh KSOURI

Pr. Centre Biotechnologie Borj Cédria, Tunisie

**Soutenu le 14 Avril 2016**

**Année Universitaire 2015/2016**

# *Remerciements*

Je tiens tout d'abord à exprimer ma très grande gratitude et ma reconnaissance à Monsieur **Chaabane Rahmoune**, Professeur à l'Université des Frères Mentouri Constantine 1, qui a dirigé ce travail et a veillé à son orientation.

Je remercie Monsieur **Djamel Alatou**, Professeur à l'Université des Frères Mentouri Constantine 1, pour avoir accepté de présider notre jury.

Mes remerciements vont également à Monsieur **Amar Zellagui**, Professeur à l'Université Larbi Ben M'Hidi d'Oum El Bouaghi, pour avoir accepté d'examiner ce travail.

J'adresse mes remerciements les plus sincères à Madame **Maria José Frutos Fernandez**, Professeur à l'Université Miguel Hernandez d'Elche en Espagne, qui m'a accueilli dans son laboratoire et en dépit de toutes ses responsabilités, elle a accepté d'évaluer ce travail.

Un remerciement très particulier à Monsieur **Riadh Ksouri**, Professeur au Centre de Biotechnologie de Borj Cédria en Tunisie, d'avoir accepté d'examiner ce travail et surtout de m'avoir ouvert les portes de son laboratoire.

Un grand merci également à tout le staff CRSTRA, scientifique et administrateur, à leur tête Madame **Fattoum Lakhdari**, Directrice du CRSTRA, tout d'abord pour m'avoir honoré de sa présence comme invitée d'honneur et aussi d'avoir mis à ma disposition tous les moyens humains, matériels et financiers pour la réalisation de ma thèse.

Mes vifs remerciements vont à ceux qui m'ont aidé de près ou de loin à l'accomplissement de ce travail.

# *Dédicace*

Je remercie Allah qui m'a donné beaucoup de volonté et de courage pour accomplir ce travail.

A mes Chers parents, envers qui je ne trouve guerre des mots pour les remercier car ils m'ont permis de devenir ce que je suis aujourd'hui, un grand merci pour toi Maman et Papa.

A ma très chère femme pour ses encouragements, son soutien et surtout pour sa grande patience qui a pris en charge toutes les responsabilités pour me permettre de finaliser ma thèse, un grand merci.

A mes deux perles Maria Inès et Souha qui ont donné un sens à notre vie.

A mes frères, Abderzak, Mehdi et Amir pour leur soutien en permanence.

A tous mes amis du CRSTRA.

A toute l'équipe du CBBC de la Tunisie : Hanen, Mohamed, Khaoula, Wided, Samia, Ahmed, Moundher, Malak qui m'ont vraiment aidé, même à des heures tardives pour accomplir mes essais.

A toute l'équipe WorkTel.

## Résumé.

A travers ce travail, nous avons cartographié l'aire de répartition de l'Arganier en Algérie, étudié la structure des peuplements, caractérisé l'huile d'argan et évalué l'impact de la salinité du sol sur les métabolites secondaires (composés phénoliques). Les principaux résultats ont montré que l'arganier couvre une aire de 96940 ha répartie sur deux principaux périmètres où l'altitude varie de 315 à 630m. Les peuplements sont très dispersés avec une hauteur moyenne allant de 3 à 6m et une surface du houppier entre 24 et 68m<sup>2</sup>. Quant à l'huile d'argan, les résultats ont montré que celle-ci est une huile vierge fine, très riche en acide linoléique (35%) et  $\beta$ -sitostérol (64%), caractérisée par une faible teneur en chlorophylles (1.3 mg phéophytine/kg d'huile) et un faible coefficient d'extinction spécifique ( $K_{232}=1.15$ ). Les résultats ont aussi montré que l'arganier peut supporter des sols très salés (4.35 à 8.5 millimhos/cm) avec une accumulation, importante en composés phénoliques (77.28 mg EAG g<sup>-1</sup>MS) comme réponse adaptative au stress salin. L'analyse qualitative par LC-ESI-MS des composés phénoliques a révélé que certaines molécules apparaissent sous l'effet du sel et d'autres disparaissent quand la salinité devient extrême. L'étude des activités antioxydantes a confirmé tous ces résultats où nous avons noté les meilleures activités pour les extraits de plantes provenant de sol très salé. Le présent travail a apporté des informations scientifiques sur l'arganier qui incitent à le conserver, le développer et le valoriser dans une vision de développement durable.

**Mots clés :** *Argania spinosa*, Tindouf, cartographie, structure, huile d'argan, phénols.

## **Abstract.**

Through this work, we mapped the range of the argan tree in Algeria, studied stand structure, characterized argan oil and assess the impact of soil salinity on secondary metabolites (phenolic compounds). The main results showed that the argan tree covers an area of 96940 ha spread over two main perimeters where the altitude ranging from 315 to 630 m. Stands are widely dispersed with an average height of 3 to 6 m and a surface crown between 24 and 68m<sup>2</sup>. Argan oil is a fine virgin oil, rich in linoleic acid (35%) and  $\beta$ -sitosterol (64%), characterized by low chlorophyll content (1.3 mg Pheophytin / kg oil) and low specific extinction coefficient ( $K_{232} = 1.15$ ). Results also showed that the argan tree can support very salty soils (4.35 to 8.5 millimhos / cm) with an important accumulation of phenolic compounds (77.28 mg GAE g<sup>-1</sup>MS) as an adaptive response to salt stress. Qualitative analysis by LC-ESI-MS of phenolic compounds found that certain molecules appear under the effect of salt and other disappears when salinity becomes extreme. The study of antioxidant activities confirmed all these results and we have noted the best activities for the plant extracts from very salty soil. The present work has provided scientific information about the argan which inciting to preserve, develop and promote it in a vision of sustainable development.

**Keywords:** *Argania spinosa*, Tindouf, mapping, structure, argan oil, phenols.

## ملخص.

من خلال هذا العمل، قمنا بانجاز خريطة لمنطقة توزع شجرة الأركان في الجزائر، بالإضافة إلى دراسة بنية مجموعاتها النباتية و خصائص زيوتها مع تقييم تأثير الملوحة على المستقلبات النباتية (المكونات الفينوليكية). النتائج الرئيسية، بينت أن شجرة الأركان تغطي مساحة تقدر ب 69940 هكتار مع توزيع شمل توسعين هامين ضمن ارتفاعات مقدره بين 315 م و 630 م.

أما المجموعات المكونة من هذه الشجرة يميزها الانتشار الواسع، أما الطول المتوسط لكل شجرة يتراوح بين 3 م إلى 6 م، أما مساحة الهيكل الغصني فهي مقدره بين 24 م<sup>2</sup> إلى 68 م<sup>2</sup>. فيم يخص زيت شجرة الأركان فالنتائج بينت أنه عذري خفيف، غني بأحماض لينوليك بنسبة 35%،  $\beta$ -سينوستيرول بنسبة 64% مع نسبة ضعيفة من الكلوروفيل (1.3 فيوفيتين/كلغ من الزيت).

النتائج أكدت أن هذه الشجرة لها قدرة تحمل لتربة مالحة مع تراكم لقدر هام من المركبات الفينوليكية كنمط تأقلم للملوحة القصوى.

التحليل النوعي بواسطة الكروماتوغرافية للمكونات الفينوليكية أوضح أن بعض الجزيئات بتأثير الملح تظهر و أخرى تختفي حين يبلغ مستوى الملوحة حدوده القصوى.

إن دراسة تأثير مضادات الأكسدة، أكده مجمل النتائج حيث أشارت هذه الأخيرة أن أفضل التأثيرات كانت لعصارة النبات التي نمت في التربة شديدة الملوحة.

إن هذا العمل مكن من الحصول على معلومات علمية حول شجرة الأركان و التي يستوجب الحفاظ عليها و تطويرها و إعادة تقييمها لاستغلالها من خلال نظرة شاملة في إطار التنمية المستدامة.

الكلمات المفتاحية : شجرة الأركان - تندوف - علم الخرائط - بتيّة - زيت الأركان - فينول

## LISTE DES TABLEAUX

**Tableau.01.** Les moyennes mensuelles des températures et précipitations de la station de Tindouf (1990- 2005).

**Tableau.02.** Classification des polyphénols (Bell et Charlwood, 1980)

**Tableau.03.** codage des coordonnées (X, Y) des carré de la grille (Projection UTM, Datum WGS84, zone 29 Nord, Unité mètre).

**Tableau.04.** Etalonnage pour la mesure du sodium.

**Tableau.05.** Etalonnage du potassium.

**Tableau.05.** Gradient d'élution utilisé pour la séparation des composés phénoliques.

**Tableau.06.** Distribution des moyennes de la hauteur, surface du houppier et de la densité dans les différents périmètres à arganier.

**Tableau.07.** Propriétés physico-chimiques des huiles d'argan traditionnelle de l'Algérie et pressée du Maroc.

**Tableau.08.** Compositions en acides gras (en %) de l'huile d'argan algérienne et celle marocaine obtenues par CPG.

**Tableau.09.** Composition stérolique (en %) de l'huile d'argan algérienne et celle marocaine obtenue par CPG.

**Tableau.10.** Teneurs en polyphénols totaux, chlorophylles et caroténoïdes de deux huiles d'argan : algérienne et marocaine.

**Tableau.11.** Classification qualitative des huiles d'argane «vierges», selon la norme marocaine (N.M. 08.5.090).

**Tableau.12.** Conductivité électrique du sol des principaux points à arganier de la zone de Targant.

**Tableau.13.** Type anionique de salinisation de la région de Tindouf.

**Tableau.14.** Tentative d'identification des composés phénoliques des feuilles de l'arganier issues de trois localités (E-ST, M, ST) par LC-ESI-MS/MS.

## LISTE DES FIGURES

- Figure.01.** Parties du fruit de l'arganier (*Argania spinosa*)
- Figure.02.** Le cycle phénologique de l'arganier
- Figure 03.** L'aire de la répartition de l'arganier au Maroc
- Figure 04.** Localisation de l'arganeraie en Algérie (Tindouf)
- Figure.05.** Situation géographique de l'aire d'étude
- Figure.06.** Situation de Tindouf et de quelques stations marocaines dans le Climagramme pluviométrique d'Emberger.
- Figure.07.** Les grandes lignes de biosynthèse des groupes des composés phénoliques (Macheix et *al.*, 2005).
- Figure.08.** Voie de biosynthèse des acides hydroxycinnamiques et de leurs esters avec le coenzyme A (Macheix et *al.*, 2005).
- Figure.09.** Voie de biosynthèse de l'acide salicylique (Macheix et *al.*, 2005) (PAL: phénylalanine ammonialyase).
- Figure.10.** Squelette de base des flavonoides.
- Figure.11.** Voie de biosynthèse de quelques classes de flavonoides (Winkel-Shirley, 2001).
- Figure.12.** Structure des tanins hydrolysables.
- Figure.13.** Cibles biologiques et endommagement oxydatifs induits par les EOR (D'après Kohen et Nyska, 2002).
- Figure.14.** Grille de la zone d'étude (Projection UTM, Datum WGS84, zone 29 Nord, Unité mètre).
- Figure.15.** codage des coordonnées d'un carré de la grille.



**Figure.16.** Superposition du maillage sur une image Google Earth (exemple d'une zone de prospection).

**Figure.17.** Localisation de la zone d'étude.

**Figure.18.** Emplacement des relevés phytoécologiques.

**Figure.19.** Principe de la croix du bûcheron.

**Figure.20.** Courbe d'étalonnage du sodium.

**Figure.21.** Courbe d'étalonnage du potassium.

**Figure.22.** Structure chimique du radical synthétique DPPH, et du DPPH-H (non radicalaire).

**Figure.23.** Vectorisation de la végétation globale de la zone à arganier à partir d'images Google-Earth.

**Figure.24.** Emplacement des endroits soupçonnés inexacts sur la carte éditée par la DGF en 2009.

**Figure.25.** Taux de germination des semences d'arganier des trois périmètres.

**Figure.26.** Diagramme de l'ESP en fonction de la conductivité électrique des solutions du sol

**Figure.27.** Diagramme de Richards des solutions du sol

**Figure.28.** Diagramme de piper des solutions du sol

**Figure.29.** Emplacement de la zone échantillonnée de Targant

**Figure.30.** Taux des polyphénols totaux ( $\text{mg EAG g}^{-1}\text{MS}$ ), flavonoïdes et tanins condensés ( $\text{mg EC g}^{-1}\text{MS}$ ) dans les feuilles de l'arganier des trois points

**Figure.31.** Activité antioxydante totale ( $\text{mg EAG g}^{-1}\text{MS}$ ) de l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de l'arganier des trois points.

**Figure.32.**  $\text{CI}_{50}$  de piégeage du radical libre DPPH ( $\mu\text{g.ml}^{-1}$ ) de l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de l'arganier des trois points

- Figure.33.** CE<sub>50</sub> du pouvoir réducteur du fer ( $\mu\text{g}.\text{ml}^{-1}$ ) de l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de l'arganier des trois points
- Figure.34.** CI<sub>50</sub> de l'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène ( $\mu\text{g}.\text{ml}^{-1}$ ) de l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de l'arganier des trois points
- Figure.35.** Taux des polyphénols totaux (mg EAG g<sup>-1</sup>MS), flavonoides et tanins condensés (mg EC g<sup>-1</sup>MS) dans les feuilles de l'arganier des trois points.
- Figure.36.** Activité antioxydante totale (mg EAG g<sup>-1</sup>MS) de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier des trois points.
- Figure.37.** CI<sub>50</sub> de piégeage du radical libre DPPH ( $\mu\text{g}.\text{ml}^{-1}$ ) de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier des trois points.
- Figure.38.** CE<sub>50</sub> du pouvoir réducteur du fer ( $\mu\text{g}.\text{ml}^{-1}$ ) de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier des trois points.
- Figure.39.** CI<sub>50</sub> de l'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène ( $\mu\text{g}.\text{ml}^{-1}$ ) de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier des trois points.
- Figure.40.** Taux des polyphénols totaux (mg EAG g<sup>-1</sup>MS), flavonoides et tanins condensés (mg EC g<sup>-1</sup>MS) dans les feuilles de l'arganier des trois points.
- Figure.41.** Activité antioxydante totale (mg EAG g<sup>-1</sup>MS) de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier des trois points.
- Figure.42.** CI<sub>50</sub> de piégeage du radical libre DPPH ( $\mu\text{g}.\text{ml}^{-1}$ ) de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier des trois points.
- Figure.43.** CE<sub>50</sub> du pouvoir réducteur du fer ( $\mu\text{g}.\text{ml}^{-1}$ ) de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier des trois points.
- Figure.44.** CI<sub>50</sub> de l'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène ( $\mu\text{g}.\text{ml}^{-1}$ ) de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier des trois points.

**Figure.45.** Total Ions Chromatograms (TIC) de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier des trois points : E-ST (a), P-ST (b) et T-ST (c).

**Figure.46.** Teneurs en polyphénols totaux (mg EAG g<sup>-1</sup> MS) pour les trois solvants d'extraction de chaque point.

**Figure.47.** Teneurs en flavonoïdes (mg EC g<sup>-1</sup> MS) pour les trois solvants d'extraction de chaque point.

**Figure.48.** Teneurs en tanins condensés (mg EC g<sup>-1</sup> MS) pour les trois solvants d'extraction de chaque point.

**Figure.49.** Activité antioxydante totale (mg EAG g<sup>-1</sup> MS) pour les trois solvants d'extraction de chaque point.

**Figure.50.** CI<sub>50</sub> de piégeage du radical libre DPPH (μg ml<sup>-1</sup>) pour les trois solvants d'extraction de chaque point.

**Figure.51.** CE<sub>50</sub> du pouvoir réducteur du fer (μg ml<sup>-1</sup>) pour les trois solvants d'extraction de chaque point.

**Figure.52.** Profil chromatographique des composés phénoliques des extraits méthanolique et aqueux des fruits de l'arganier.

## LISTE DES PHOTOS

**Photo.01.** Sujet d'arganier de la région de Tindouf.

**Photo.02.** Ecorce de l'arganier

**Photo.03.** Feuille de l'arganier

**Photo.04.** Fleur de l'arganier

**Photo.05.** Mesure de diamètre

**Photo.06.** Cernes d'un tronc d'arbre

**Photo.07.** Concassage des fruits de l'arganier

**Photo.09.** Malaxage de la pâte d'arganier.

**Photo.10.** Echantillonnage des feuilles de l'arganier à l'aide d'un sécateur

**Photo.11.** Pâturage illicite dans l'arganeraie

**Photo.12.** Charbonnières pour bois d'arganier

**Photo.13.** Impact des termites blanches sur l'arganier

**Photo.14.** Aspect morphologique des arbres de l'arganier de la zone de Targant

**Photo.15.** Régénération naturelle de l'arganier par semi dans la zone de Targant

## **LISTE DES CARTES**

**Carte.01.** Répartition de l'arganier (source **DGF**)

**Carte.02.** Représentation du réseau routier de la région de Tindouf

**Carte.03.** Réseau hydrographique de la zone à arganier

**Carte.04.** Courbes de niveau de la zone à arganier

**Carte.05.** Carte des pentes de la zone à arganier

**Carte.06.** Carte de l'orientation des pentes de la zone à arganier

**Carte.07.** Carte d'altitude de la zone à arganier

**Carte.08.** Aire de répartition de l'arganier en Algérie (Equipe « espèces rustiques », CRSTRA, 2011)

# Table de matière

**Résumé**

**Liste des tableaux**

**Liste des figures**

**Liste des photos**

**Liste des cartes**

**INTRODUCTION..... 01**

## **Chapitre I. SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE**

**I. ARGANIER ET REGION DE TINDOUF..... 04**

**I.1. ARGANIER..... 04**

**I.1.1. Taxonomie..... 04**

**I.1.2. Caractères botaniques et dendrologiques..... 04**

**I.1.3. Ecologie de l'arganier..... 07**

**I.1.4. Conditions bioclimatiques..... 08**

**I.1.5. Particularités édaphiques ..... 08**

**I.1.6. Ecophysiologie..... 08**

**I.1.7. Phénologie..... 09**

**I.1.8. Polymorphisme des graines d'arganier..... 10**

**I.1.9. Aire de répartition géographique de l'arganier..... 10**

**I.1.10. Régénération de l'arganier..... 12**

**I.1.11. Essai d'introduction et de germination de l'arganier..... 13**

**I.1.12. Usage de l'arganier..... 14**

**I.1.13. Rôle de l'arganier..... 20**

**I.1.14. Association de l'arganier..... 20**

**I.1.15. Contraintes influant sur l'arganier..... 21**

**I.2. REGION DE TINDOUF..... 22**

**I.2.1. Situation géographique..... 22**

**I.2.2. Caractéristiques du milieu..... 23**

**I.2.3. Ressources..... 26**

I.2.4. Réseau hydrographique.....	27
<b>II. CARTOGRAPHIE ET CARACTERISATION D'UN PEUPEMENT FORESTIER.....</b>	<b>28</b>
II.1. CARTOGRAPHIE.....	28
II.1.1. Définition.....	28
II.1.2. Type de carte.....	28
II.1.3. Etape de la création de la carte.....	29
II.1.4. Système d'information géographique (SIG) .....	30
II.2. CARACTERISATION D'UN PEUPEMENT FORESTIER.....	34
II.2.1. Structure du peuplement.....	34
II.2.2. Composition en essence.....	37
<b>III. SALINITE ET COMPOSES PHENOLIQUES.....</b>	<b>38</b>
III.1. SALINITE.....	38
III.1.1. Introduction.....	38
III.1.2. Notion de stress.....	38
III.1.3. Effet de la salinité sur les plantes.....	39
III.1.4. Effet de la salinité sur les enzymes antioxydantes .....	40
III.1.5. Perception du stress et transmission du signal.....	41
III.1.6. La tolérance des plantes à la salinité.....	41
III.2. COMPOSES PHENOLIQUES.....	45
III.2.1. Nature et diversité.....	45
III.2.2. Biosynthèse des composés phénoliques.....	46
III.2.3. Biosynthèse des acides phénoliques.....	47
III.2.4. Biosynthèse des flavonoïdes.....	49
III.2.5. Les tanins.....	51
III.2.6. Rôle dans la physiologie de la plante .....	53
III.2.7. Variabilité exogène ou externe.....	56

## **Chapitre II. MATERIEL ET METHODES**

<b>I. CARTOGRAPHIE DE L'AIRE DE REPARTITION DE.....</b>	<b>60</b>
I.1. MATERIEL.....	60
I.2. METHODES.....	60
I.2.1. Phase préparatoire.....	60
I.2.2. Phase terrain.....	66

I.2.3. Phase traitement des données et synthèse.....	68
--	----

## **II. CARACTERISATION STRUCTURALE DE L'ARGANERAIE**

<b>ALGERIENNE.....</b>	<b>70</b>
------------------------	-----------

II.1. MATERIEL.....	70
---------------------	----

II.2. METHODES.....	70
---------------------	----

II.2.1. Zone d'étude.....	70
---------------------------	----

II.2.2. Echantillonnage.....	71
------------------------------	----

II.2.3. Estimation de la hauteur des arbres.....	72
--	----

II.2.4. Estimation du recouvrement du houppier.....	73
---	----

II.2.5. Estimation de la densité des arbres d'arganier.....	73
---	----

II.2.6. Test germinatif des graines d'arganier.....	73
---	----

<b>III. CARACTERISATION DE L'HUILE D'ARGAN ALGERIENNE.....</b>	<b>75</b>
--	-----------

III.1. Extraction de l'huile d'argan.....	75
---	----

III.1.1. Concassage des fruits .....	75
--------------------------------------	----

III.1.2. Ecrasement manuel.....	75
---------------------------------	----

III.1.3. Malaxage de la pâte .....	76
------------------------------------	----

III.1.4. Pressage de la pâte.....	76
-----------------------------------	----

III.2. Détermination du degré d'altération (acidité) .....	77
--	----

III.3. Indice de peroxyde (IP) .....	77
--------------------------------------	----

III.4. Détermination de la teneur en eau et en matières volatiles.....	78
--	----

III.5. Détermination du pourcentage insaponifiable .....	78
--	----

III.6. Analyses en spectroscopie UV : détermination de l'absorbance K232 et K270..	78
--	----

III.7. Analyse des acides gras.....	78
-------------------------------------	----

III.7.1. Obtention des esters méthyliques des acides gras (EMAG) .....	78
--	----

III.7.2. Identification des acides gras par CPG.....	79
--	----

III.8. Détermination de la composition en stérols.....	79
--	----

III.9. Dosage des chlorophylles et des caroténoïdes.....	80
--	----

III.10. Dosage des polyphénols totaux.....	80
--	----

III.10.1. Extraction.....	80
---------------------------	----

III.10.2. Dosage.....	80
-----------------------	----

<b>IV. SALINITE ET COMPOSES PHENOLIQUES CHEZ L'ARGANIER.....</b>	<b>81</b>
--	-----------

IV.1. MATERIEL.....	81
---------------------	----



IV.2. METHODES.....	81
IV.2.1. Echantillonnage du sol.....	81
IV.2.2. Analyses du sol.....	82
IV.2.3. Echantillonnage des feuilles et des fruits.....	87
IV.2.4. Broyage des feuilles et des fruits.....	88
IV.2.5. Extraction par le système soxhlet successive.....	88
IV.2.6. Dosage des composés phénoliques dans les feuilles et fruits.....	89
IV.2.7. Evaluation des activités antioxydantes des extraits de feuilles et fruits.....	90
IV.2.8. Identification des composés phénoliques des feuilles par LC-ESI-MS.....	94
IV.2.9. Identification des composés phénoliques des fruits par HPLC (ou CLHP) .....	94

## **Chapitre III. RESULTATS ET DISCUSSION**

<b>I. CARTOGRAPHIE DE L’AIRE DE REPARTITION DE L’ARGANERAIE ALGERIENNE.....</b>	<b>96</b>
I.1. Phase préparatoire.....	96
I.1.1. Carte du réseau routier.....	96
I.1.2. Carte du réseau hydrographique.....	98
I.2. Phase terrain.....	103
I.3. Phase traitement des données et synthèse.....	106
I.4. Conclusion.....	112
<b>II. ETUDE STRUCTURALE DES PEUPELEMENTS D’ARGANIER .....</b>	<b>113</b>
II.1. Etude de la hauteur, de la surface du houppier et de la densité.....	113
II.2. Test germinatif des semences d’arganier.....	114
II.3. Conclusion.....	116
<b>III. CARACTERISATION DE L’HUILE D’ARGAN ALGERIENNE.....</b>	<b>117</b>
III.1. Propriétés physico-chimiques de l’huile d’argan.....	117
III.2. Analyse des acides gras par CPG.....	119
III.3. Composition en stérols.....	121
III.4. Teneurs en polyphénols totaux de l’huile d’argan.....	122
III.5. Teneurs en chlorophylles et en caroténoïdes de l’huile d’argan.....	122
III.6. Discussion.....	122
III.7. Conclusion.....	127
<b>IV. IMPACT DE LA SALINITE SUR L’ACCUMULATION DES COMPOSES</b>	

<b>PHENOLIQUES CHEZ L'ARGANIER.....</b>	<b>128</b>
IV.1. Caractérisation physicochimique du sol.....	128
IV.2. Effet de la salinité sur l'accumulation des composés phénoliques dans les feuilles de l'arganier.....	134
IV.2.1. Extrait acétate d'éthyle.....	134
IV.2.2. Extrait méthanolique.....	139
IV.2.3. Extrait aqueux.....	144
IV.2.4. Identification des composés phénoliques des feuilles de l'arganier.....	149
IV.3. Effet de la salinité sur l'accumulation des composés phénoliques dans les fruits de l'arganier.....	152
IV.3.1. Teneurs en composés phénoliques dans les fruits de l'arganier.....	152
IV.3.2. Activités antioxydantes.....	155
IV.3.3. Identification des composés phénoliques.....	158
IV.4. DISCUSSION.....	160
IV.4.1. Effet de la salinité du sol sur l'accumulation des polyphénols totaux, flavonoïdes et tannins condensés dans les trois extraits de feuilles.....	160
IV.4.2. Effet de la salinité du sol sur les activités antioxydantes dans les trois extraits de feuilles.....	162
IV.4.3. Identification des composés phénolique par LC-ESI-MS/MS.....	165
IV.4.4. Effet de la salinité du sol sur l'accumulation des polyphénols totaux, flavonoïdes et tannins condensés dans les trois extraits des fruits .....	167
IV.4.5. Effet de la salinité du sol sur les activités antioxydantes dans les trois extraits des fruits.....	169
IV.4.6. Identification des composés phénoliques par CLHP.....	170
<b>CONCLUSION GENERALE.....</b>	<b>171</b>
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....</b>	<b>175</b>
<b>ANNEXE .....</b>	<b>197</b>

# *Introduction*

## INTRODUCTION

Il existe une étroite relation entre le développement durable et la gestion rationnelle des ressources. Les stratégies intègrent les menaces climatiques, comme l'un des facteurs importants dans les prévisions à moyen et à long terme du développement économique. Mais, dans un milieu tel que le Sud-ouest algérien, l'aridité est une contrainte majeure. Le développement durable d'un tel milieu repose avant tout sur une gestion raisonnée des ressources naturelles (sol, eau et bioressources) et les recherches ayant trait aux bioressources rares, d'intérêt écologique et économique, qui visent à protéger, conserver et valoriser des espèces autochtones.

Depuis plusieurs décennies, les ressources naturelles des zones arides et semi arides (sol, eau et végétation,...) ont subies de sévères dégradations dues aux effets combinés de pressions humaine et animale croissantes et d'une sécheresse aggravante sur ces écosystèmes. Aussi et malgré les efforts considérables consentis par l'Etat algérien dans ces zones, la situation reste préoccupante et la concrétisation des objectifs est toujours confrontée à d'importantes contraintes notamment la salinité.

Le problème de la salinité des eaux et des sols dans le sud algérien reste un facteur contraignant pour le développement des végétaux et la plantation d'espèces autochtones. Cependant, certaines essences, comme l'arganier, peuvent s'adapter dans des conditions de sécheresses extrêmes et se développer dans des zones telles que le Sud algérien.

L'arganier ou *Argania spinosa*, de la famille des Sapotacées, est une essence forestière rustique, xéro-thermophile et endémique à l'extrême Sud-ouest de l'Algérie (wilaya de Tindouf). Dans cette région biogéographique saharienne, il est le seul arbre fruitier-forestier à statut rare avec un endémisme très marqué (à l'échelle planétaire il se localise seulement en Algérie et au Maroc à l'état naturel). A cette qualité exceptionnelle, s'ajoute ses particularités d'usages uniques et diversifiés dont entre autre la production de fruits, d'huile et de matière ligneuse entrant dans les activités de certaines coutumes locales.

Malgré son statut rare et à fort potentiel économique, en Algérie l'arganeraie n'a bénéficié que de peu d'études. La communauté scientifique et les gestionnaires tirent la sonnette d'alarme, l'arganeraie algérienne est menacée de disparition suite aux pressions anthropozoïques et aux sécheresses chroniques successives. C'est pourquoi, aujourd'hui il est

urgent et plus que nécessaire de mettre en œuvre des études permettant un suivi scientifique et un développement de cette essence dans les zones arides.

Avant d'entamer notre travail de recherche scientifique sur cette essence et pour qu'il soit fonder sur de bonnes bases, il est important de déterminer un point de départ, correspondant au plan de travail, et un point d'arrivée, correspondant au résultats et perspectives.

Pour ce fait, nous avons soulevé quelques questions de recherches sur cette essence, à savoir : Où se localise l'arganier en Algérie, quelle est sa superficie et qu'en est-il de son état actuel ? Comment est structuré l'arganeraie algérienne ? Peut-on vraiment valoriser cette essence et son huile ? Quel est le seuil de tolérance de cette espèce vis-à-vis de la salinité des sols et quel impact peut avoir sur son développement ?

En réalité, ces questions sont le fondement et l'appui pour un scientifique, lui permettant d'apporter les lignes directrices et outils d'aide à la décision en vue de sortir avec une stratégie de conservation, de développement et de valorisation de cette ressource biologique unique dans son genre. Cependant, et malgré l'importance de l'arganier, aucune réponse à ces questions n'a été rapporté par la communauté scientifique jusqu'à ce jour.

Afin de répondre à ces questions, notre travail de recherche s'est basé sur quatre principaux aspects :

- Le premier volet consiste, tout d'abord, à cartographier l'aire de répartition de l'arganier en Algérie et déterminer les principaux périmètres sur lesquels il se localise ;
- Le deuxième consiste à faire une étude structurale des peuplements et donner un état des lieux ;
- Le troisième consiste à étudier les caractéristiques physico-chimiques, avec détermination de la composition chimique de l'huile d'argan pour pouvoir situer son importance économique ;
- Le quatrième est basé sur l'étude, *in situ*, de l'impact de la salinité du sol sur l'arganier, et plus particulièrement sur les composés phénoliques et déterminer son seuil de tolérance à ce stress.

Notre thèse de doctorat s'inscrit dans le cadre de deux projets de recherche :

- Un projet FNR (soutenu par le Fond National de Recherche), intitulé « *Arganier en Algérie, état des lieux, conservation et possibilités de valorisation* », mené au sein du Centre de Recherche Scientifique et Technique sur les Régions Arides (CRSTRA, Biskra, Algérie) ;
- Un projet international dans le cadre de la Coopération bilatérale Algéro-Tunisienne (soutenu par le Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique), intitulé « *Caractérisation de l'Arganier de Tindouf-Algérie-* », mené en collaboration entre le CRSTRA et le Laboratoire des Plantes Extrêmophiles (LPE) du Centre de Biotechnologie à la Technopole de Borj Cedria (CBBC), Tunisie.

# **Chapitre I**

## ***Synthèse Bibliographique***

## I. ARGANIER ET REGION DE TINDOUF

### I.1. ARGANIER

#### I.1. 1. Taxonomie

L'arganier (*Argania spinosa* (L) Skeels) est la seule espèce de genre *Argania*. En français, il tire son nom de l'arbre « Argan », l'origine du nom d'arabe se trouve probablement dans le mot « irgen » qui désigne en berbère « tachelhait », qui est le noyau en bois dur de fruit de l'arbre, d'où les berbères tirent une huile réputée « huile d'argan ».

Il existe deux formes d'arganier l'une dite pleureur, l'autre dressé (**Rouhi, 1991**), ceci supposerait l'existence de deux variétés, ou races biologiques au sein de l'espèce.

L'arbre présente une structure typique de dicotylédone, de la famille des « Sapotacées », le genre « *Argania* » est très polymorphe, il présente quelques analogies avec l'olivier, mais on ne le trouve que sur de vastes étendues dans le sud de l'Algérie et du Maroc. C'est la représentation la plus septentrionale d'une famille qui ne compte guère que des représentants tropicaux. Son aire de répartition pose problème, car l'arganier est séparé des autres arbres de sa nombreuse famille, par plusieurs milliers de kilomètres (**Lewalle, 1991**) ;

**Règne :** Végétal

**Embranchement :** Spermaphytes

**Sous-embranchement :** Angiospermes.

**Classe :** Dicotylédones.

**Sous-classe :** Gamopétales.

**Série :** Superovariées pentacycliques.

**Ordre :** Ebénales.

**Famille :** Sapotacées.

**Genre :** *Argania*.

**Espèce :** *Argania spinosa*.

#### I.1.2. Caractères botaniques et dendrologiques

L'arganier atteint 8 à 10 mètres de haut et plus selon les conditions écologiques du milieu. La cime est très grande et étalée, dense et à contours arrondis en général ; le tronc est très vigoureux et court, il est constitué assez souvent par plusieurs tiges entrelacées (**photo.01**)



provenant de la soudure de rejets très voisins ou de tiges issues d'un même noyau (**Boudy, 1952**).



**Photo.01.** Sujet d'arganier de la région de Tindouf.

L'écorce du fût et des grosses branches est rugueuse, et présente un aspect du type « peau de serpent » (**photos.02**). Les ramifications sont très denses, les extrémités des rameaux sont souvent épineuses (**Nouaim et al., 1991**). Les feuilles sont sub-persistantes, alternées, souvent réunies en fascicules lancéolés, et atténués en un pétiole, avec une nervure médiane très nette et des nervures latérales très fines et ramifiées. Elles sont de couleur vert sombre à la face supérieure, plus claire en dessous et de forme très variable (**photo.03**). Les rameaux peuvent être épineux ou non (**M'Hirit et al., 1998**).



**Photos.02.** Ecorce de l'arganier



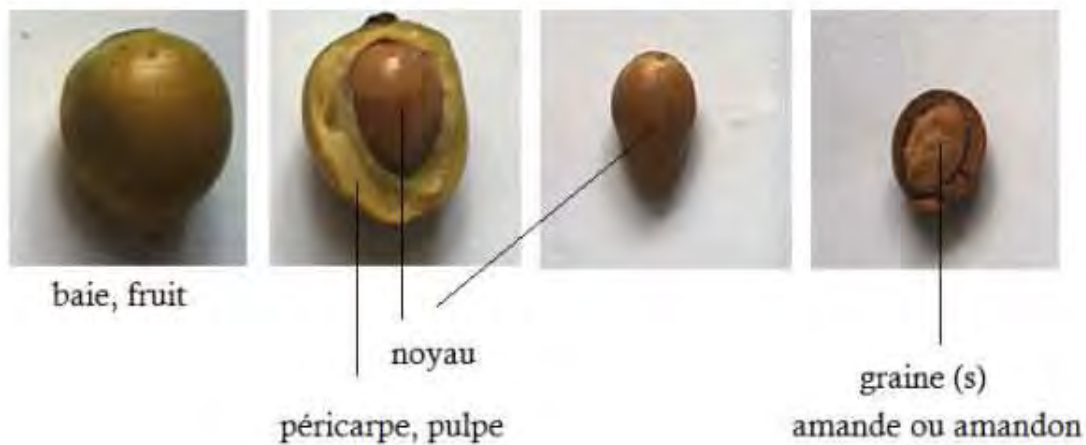
**Photo.03.** Feuille de l'arganier

La fleur pentamère est hermaphrodite (**Boudy, 1952**). Le calice et la corolle gamopétale à lobes imbriqués sont respectivement constitués de cinq sépales et de cinq pétales. L'androcée est formé de cinq étamines à filets courts (**photo.04**). L'ovaire ovoïde comprend cinq carpelles et loges. Les ovules sont basilaires ou axiales, surmontées d'un style conique ne renfermant que 2 ou 3 carpelles uniovulés (**M'Hirit, 1987**). La pollinisation anémophile à 80% et entomophile à 20% (**Thiery, 1987**).



**Photo.04.** Fleur de l'arganier

D'après **Emberger (1960)** le fruit est une baie sessile, formée d'un péricarpe charnu ou pulpe et d'un "pseudo endocarpe" ou noyau, où sont incluses les graines généralement soudées. Le noyau central est très dur, comprenant 1 à 3 amandes (**Fig.01**). Alors, selon la forme et la dimension, nous distinguons six types de fruits : Fusiforme, ovale, ovale apicule, goutte, arrondie, ou globuleuse (**Emberger, 1938**). La graine est albuminée et gorgée d'huile (**Nouaim et al., 1991**).

Parties du fruit de l'arganier (*Argania spinosa*)**Figure.01.** Parties du fruit de l'arganier (*Argania spinosa*)

L'enracinement de l'arganier est très développé, il peut être traçant lorsque les roches dures s'opposent à son extension, ce qui lui permet de profiter même des faibles quantités de pluie. Le tempérament de cette espèce fort ancienne est extrêmement robuste ; Il rejette abondamment de souches, et constitue un hérisson végétal dont le volume croît régulièrement, ce qui met les pousses centrales hors de portée des animaux (**Riedacker et al., 1990**).

**Nouaim et Chaussod (1991)** signale que les racines de l'arganier porte des endomycorhizes à arbuscules.

Le bois d'arganier est très compact, sans aubier, jaunâtre et lourd ; sa densité varie de 0.9 à 1. Il fournit un excellent charbon.

L'âge de l'arganier ne peut être estimé qu'approximativement en raison de la croissance irrégulière du bois : les cernes, d'ailleurs peu visibles, correspondent à des périodes de végétation et non à des années (**Nouaim et al, 1991**). Toutefois, la résistance physiologique peu commune de l'espèce laisse croire que l'âge de l'arganier peut dépasser 200 à 250 ans voir plus après la coupe (**M'Hirit et al., 1998**).

### **I.1. 3. Ecologie de l'arganier**

L'arganier, étant considéré comme une essence xérophile et thermophile, est adaptée aux fortes périodes de sécheresse prolongée et aux effets desséchants du vent. Cette faculté d'adaptation de l'arganier nous semble qu'elle n'est pas liée au fait que cet arbre économise l'eau, mais à sa capacité de puiser l'eau à de grandes profondeurs (**Mokhtari, 2002**).

Egalement en ces mêmes périodes de sécheresse, la croissance de certains rameaux de l'arbre diminue (**El aboudi et al. 1991**).

D'après **Boudy(1950)** plus qu'une région forestière est sèche (étage aride et semi aride), et plus la densité de ses peuplements adultes est réduite, en raison que les racines ont besoin d'un espace vital considérable pour puiser l'eau du sol.

#### **I.1.4. Conditions bioclimatiques**

L'écologie de l'arganier est fortement liée aux facteurs climatiques, par contre il est considéré comme étant l'essence forestière la moins exigeante en pluviométrie (**Boudy, 1952**). Néanmoins, l'arganier a besoin d'un certain degré hydrométrique de l'air, d'où il ne peut vivre qu'au-dessus d'une température déterminée à la faveur de l'humidité du littoral (**Alcan et Louis, 1912 ; Victor, 1917**). Selon **Nouaim et Chaussoud (1992)** l'arganier ne s'installe que faiblement vers l'intérieur, au delà de 150 Kilomètre de l'océan atlantique, justifiant ainsi que l'humidité atmosphérique semble être un paramètre clé de l'écologie de cette espèce.

Dans ce contexte, **Wattier (1917) et Emberger (1939); Boudy (1950);Sauvage (1963)** affirment que la limite altitudinale de l'arganier est l'isotherme ( $m = 3.8^{\circ}\text{C}$ ) et un support thermique remarquablement élevées, de l'ordre de  $50^{\circ}\text{C}$ . De même, **Emberger (1924)** signale que le froid constitue le facteur déterminant de la répartition géographique de l'arganier.

#### **I. 1.5. Particularités édaphiques**

L'arganier pousse sur tous les types de sols, y compris les sols salés (**Nouaim et al., 1991**). On le retrouve sur les schistes, les roches calcaires et les alluvions.

Par ailleurs l'arganier semble supporter une large gamme de PH allant de 4.6 à 7.5 (**Nouaim et al., 1991**), mais elle craint toutefois les sables mobiles qui engendrent un décapage des racines (**Boudy, 1950 et Rieuf, 1962**).

#### **I.1.6. Ecophysiologie**

**Peltier et al. (1992)** ont montré que la sécheresse constitue l'important facteur influant sur la régulation stomatique de l'arganier, d'où elle est dite le moteur de plusieurs mécanismes de régulation du déficit hydrique foliaire. L'arganier peut résister à la sécheresse grâce à son système racinaire puissant lui permettant d'atténuer ou éviter les effets du stress hydrique. En cas de sécheresse sévère ou prolongée, l'arbre d'arganier se dépouille de son feuillage pour

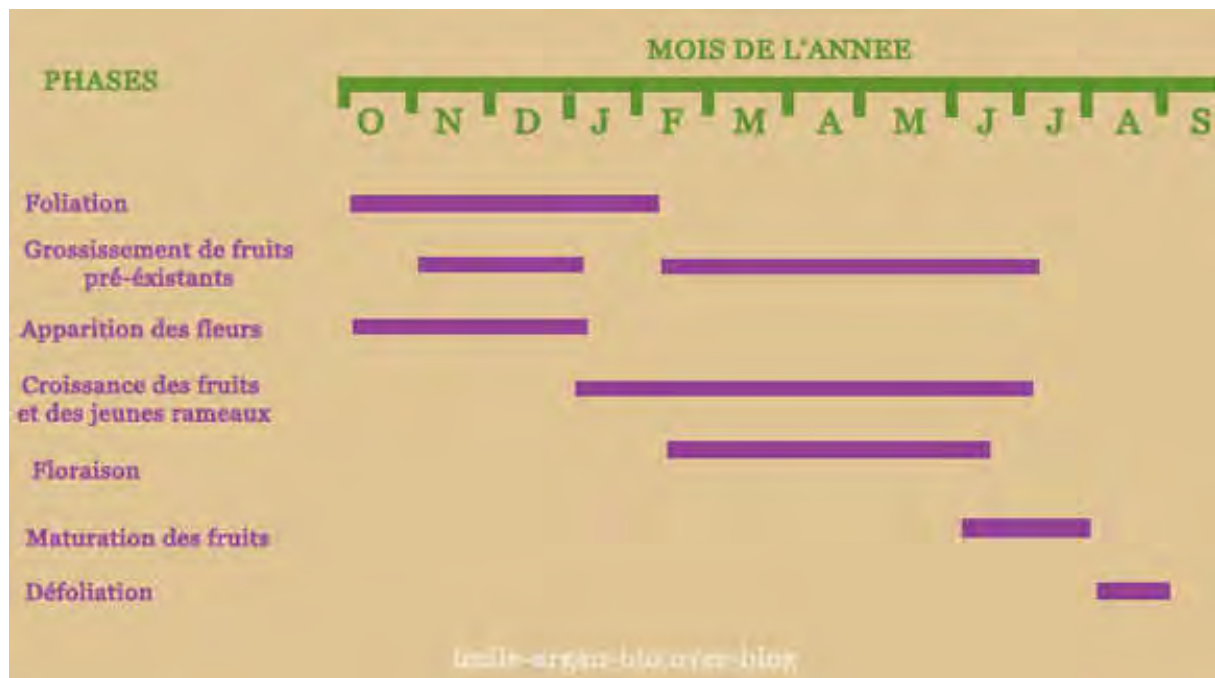
résister à la perte en eau due aux phénomènes de l'évapotranspiration, puis il recommence à bourgeonner et à débourrer plusieurs semaines avant la reprise de la saison des pluies (**Emberger, 1960**).

**El aboudi (1990)** suggère que l'arganier n'est pas particulièrement économe d'eau bien qu'il est pourvu de mécanismes susceptibles de freiner la transpiration. Alors, en se basant sur l'ensemble de ces indices, **Peltier et al. (1990)** rapportent qu'il s'agit peut être d'une éventuelle participation de réservoirs internes dans la régulation du déficit hydrique foliaire pendant la saison sèche.

D'autre part, **Nouaim et al. (1991)** parlent de l'existence d'une association symbiotique entre les racines de l'arganier et des champignons possédant des vésicules et arbuscules, jouant probablement un rôle dans la résistance de l'arbre à la sécheresse en même temps favorisent une meilleure alimentation minérale.

### I.1. 7. Phénologie

Le caractère phénologique le plus remarquable chez l'arganier est la défoliation. En effet, des sujets isolés ou même des cantons tous entiers arrivent à perdre leur feuillage et l'arbre mène une vie ralentie pour reverdir lorsque la période est favorable (**Emberger, 1938 et Boudy, 1950**). Le cycle phénologique de l'arganier est résumé dans la figure ci-dessous :



**Fig.02.** Le cycle phénologique de l'arganier

### **I.1. 8. Polymorphisme des graines d'arganier**

Certains auteurs comme **Emberger (1938)** ; **Boudy (1950)** et **Rieuf (1962)** ont révélé chez l'arganier, l'existence d'un polymorphisme à cause de la variabilité de la forme des graines et la défoliation. Ensuite, les études de **Thierry (1987)** ont montré qu'il n'existe pas de différence entre la forme normale et la forme pleureuse de l'arganier. Par contre, la cause de la déformation des graines est due essentiellement à des enzymes, ce qui a permis à l'auteur suscité de rejeter l'idée du polymorphisme chez l'arganier.

### **I.1 .9.Aire de répartition géographique de l'arganier**

Au Maroc, l'arganeraie s'étend sur 828.500 ha (**Ayad, 1989**), seulement beaucoup d'auteurs s'accordent à penser que de nombreux secteurs, notamment toute la partie méridionale autour de la province d'Agadir (**Fig .03**), présente une faible densité en arbres, les estimations font état de 500.000 ha (**DE Ponteves et al., 1990** ; **Lewalle., 1991**).

Toutefois l'arganier, sous forme d'arbrisseaux, couvre les marges les plus extrêmes de son aire de distribution plus précisément dans la partie occidentale du Sahara algérien, entre le Djebel Ouarkziz et la hamada de Tindouf comprise entre 28° N et 8° W. La **figure.04** montre la localisation de l'arganeraie en Algérie (**Morsli, 1999**).

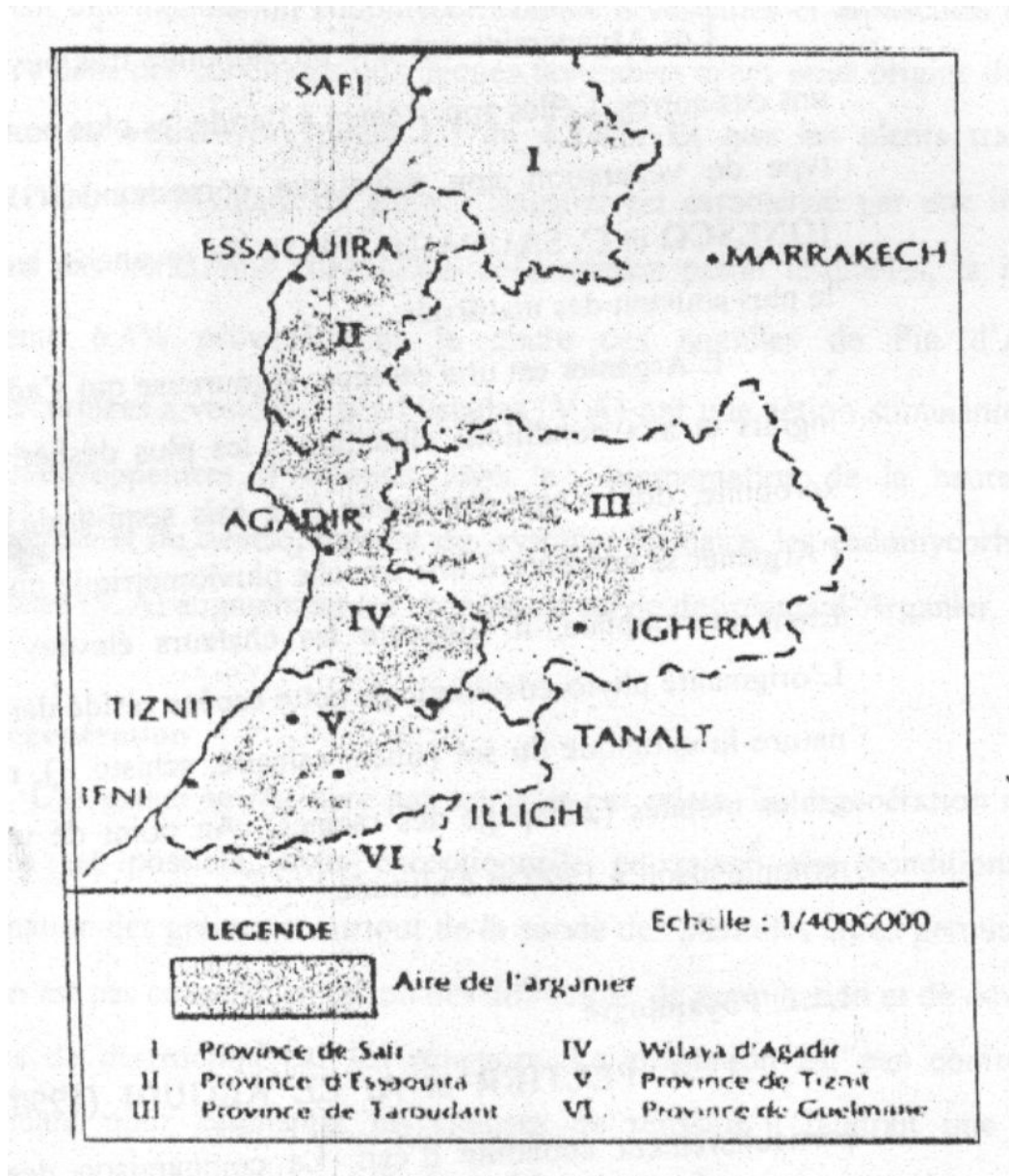


Figure.03. L'aire de la répartition de l'arganier au Maroc (Benaradj, 1999)

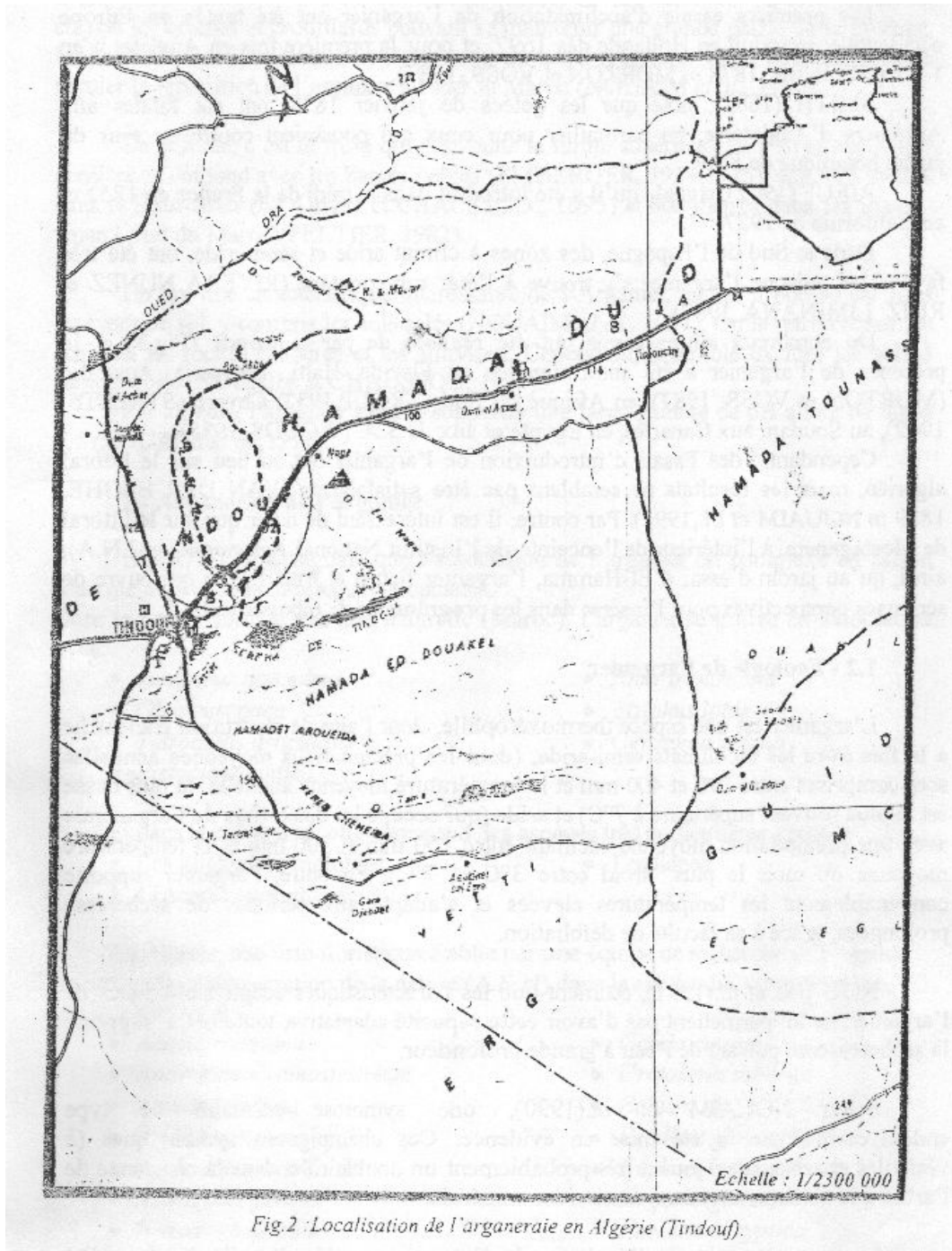


Fig.2 : Localisation de l'arganeraie en Algérie (Tindouf).

**Figure.04.** Localisation de l'arganeraie en Algérie (Tindouf) (Morsli, 1999)

## I.1 .10. Régénération de l'arganier

### I.1.10.1. Par semis

La germination de la noix d'argan est très rare, voire même absente, en forêt naturelle; cela est peut-être dû aux changements des microclimats des survenus à la suite du bouleversement du biotope de l'arganeraie (défrichage du sous-bois épineux, labour, récolte des noix, pâturage excessif, etc).



### **I.1.10.2. Par rejets de souche**

La régénération spontanée reste très rare en raison des conditions difficiles du milieu (**M'hirit, 1989**). Cependant, elle peut avoir lieu à la suite d'incendies ou de coupes (**Khay, 1989**). En fait, l'arganier se régénère bien par rejets de souches jusqu'à un âge très avancé d'environ 150 à 200 ans (**Nouaim et al. 1991**). D'après **Rahmani (1985)** les sujets d'arganier commencent à fructifier dès l'âge de 3 à 5 ans, mais le rendement optimal n'est atteint qu'à l'âge de 60 ans.

### **I.1.10.3. Par la multiplication végétative**

Selon **Chaussod et Nouaim (1991)** l'arganier peut se multiplier par bouturage et par greffage qui sont largement utilisés au Maroc et avec des résultats satisfaisants. **McElhinny (1990)** rapporte que la multiplication *in-vitro* de l'arganier à partir de pieds mère ne pose aucun problème ainsi cette technique a permis d'obtenir un grand nombre de plants génétiquement contrôlés.

### **I.1.11. Essai d'introduction et de germination de l'arganier**

**Van Der Bergh (1889)** note que des essais d'introduction de l'arganier ont été réalisés sur la longe du littoral algérien, mais les résultats ne semblent pas avoir été satisfaisants. D'après **Sicard (1957)** les tentatives d'introduction de cette espèce ont été continuées au Nord de l'Algérie, précisément dans l'Oranie par «la Société des amis de l'arbre de l'Oranie» avec la collaboration de la conservation des eaux et des forêts d'Oran pendant les années cinquante. Ce même auteur rapporte dans un article spécial les essais et les conditions de germination des graines d'arganier et la transplantation telle qu'à la pépinière d'Oggaz (Mascara), ce qui justifie la présence d'arganier à Oggaz. Six autres sujets sont signalés à Stidia de Mostaganem, quelques sujets au jardin El-hamma et à l'I.N.A (Alger), ainsi qu'à Béchar et Tamanrasset (arboretum de l'INRF). Ceci montre bien l'intérêt pour cet arbre de différents partis en Algérie depuis fort longtemps.

Selon **Sicard (1957)** la germination est facilitée par un trempage de quelques secondes dans l'eau bouillante et durant 48 heures dans de l'eau moyennement chaude 50°C.

Selon **Kechairi et Lakhdari (2002)** ; **Miloudi (2006)** un pré trempage des graines à l'eau pendant 4 jours est suffisant pour obtenir un pourcentage de germination élevé (>80%).

D'autre part, nous signalons que le pouvoir germinatif des graines d'arganier varie selon la date de récolte et l'état physiologique (**Mokhtari, 2002 et Miloudi, 2006**).

**Nouaim et Chaussod (1994)** rapporte qu'à l'âge de six mois de croissance, la longueur moyenne des plantules associées aux mycorhizes est de 3 à 4 fois supérieure à celles des témoins.

### **I.1.12. Usage de l'arganier**

L'arganier est un arbre à usages multiples. Chaque partie ou production de l'arbre est utilisable et est une source de revenu ou de nourriture pour l'usager.

Cet arbre a des propriétés écologiques et physiologiques telles qu'il est le plus adapté aux régions arides et semi arides où il pousse. Grâce à ces racines, qui peuvent atteindre jusqu'à 30 mètres de long, cet arbre est très rustique et participe à la fixation des sols qu'il enrichit par ailleurs en matières organiques issues de feuilles mortes.

Sous des arganiers, des chercheurs ont recensé jusqu'à cent variétés végétales, qui ne doivent leur survie qu'à son abri protecteur.

#### **I.1.12.1. Utilisation de l'arganier**

L'arganier joue un rôle très important et s'oppose à l'érosion pluviale. Il est, en effet, un excellent fixateur de sol des montagnes. De plus, il dresse rempart contre la désertification dans les zones présahariennes (**Benzyane et al., 1991**).

Extrêmement dur, le bois de l'arganier est fort apprécié comme matériaux de charpente et pour la fabrication de toutes sortes d'outils agricoles.

Parce qu'il est dense et se consume lentement, il est massivement utilisé en tant que combustible, sous forme de charbon. En effet, à partir de 1917, une crise de combustible a entraîné la destruction de milliers d'hectares d'arganier (**De Ponteves et al., 1990**). Ceci a aboutit à la prise en charge de l'arganeraie par l'administration des eaux et forêts en 1925. L'arganier fût alors placé dans le domaine privé de l'état, et seules les populations locales ont eu le privilège de pouvoir l'exploiter.

En plus de cette utilisation, l'arganier fournit également des branches solides utilisées par des berbères pour dresser la clôture des maisons.

#### **I.1.12.2. Utilisation comme fourrage**

Les feuilles de l'arganier sont consommées par les camelins et les caprins. La pulpe des fruits représente également une source de nourriture pour les animaux. Il semble que ce fourrage constitue la part la plus importante dans la ration alimentaire des animaux, notamment les

chèvres. Ces dernières arrivent à brouter les feuilles en se mettant debout jusqu'à 1.50 mètres au dessus du sol.

Enfin le tourteau, résidu d'extraction d'huile, est utilisé comme complément énergétique pour l'engraissement des bovins.

### **I.1.12.3. Huile d'argan**

L'huile d'argan est une huile d'excellente valeur alimentaire. Elle est très appréciée par les populations du sud-ouest marocain qui aiment son goût très fruité et l'utilisent pour la préparation de leurs plats traditionnels. Elle est utilisée soit fraîche soit cuite mais jamais dans les fritures.

L'huile de fruits de l'arganier est extraite de l'amande. Elle est non seulement comestible et d'un goût agréable, mais elle possède des propriétés diététiques très intéressantes, car elle est constituée à 80% d'acides gras insaturés (**Radi, 2003**).

Dans la pharmacopée traditionnelle, l'huile de l'arganier et divers produits dérivés de l'arbre ont été de tout temps utilisés pour leurs propriétés réelles ou supposées. De ce fait, plusieurs composés biochimiques tirés de fruits de l'arganier, possèdent des propriétés biologiques qui peuvent justifier leur utilisation en pharmacie et en cosmétologie.

La production totale de l'huile de l'arganier varie de 3000 à 4000 tonnes et représente donc au maximum 1.6% de la consommation marocaine en huile alimentaire (**Rahmani, 1979**).

#### **I.1.12.3.1. Caractères physico-chimiques de l'huile d'argan**

Selon les travaux de **Charrouf (1984)** faits sur l'huile d'argan marocaine sur certains indices ont indiqué que l'indice d'acidité varie de 1.02 à 1.3, l'indice d'iode de 93.4 à 102 tandis que l'indice de saponification se situe entre 189.4 et 201.

##### **a. Acidité de l'huile d'argan**

Les huiles d'argan sont classées selon leur acidité (**Rahmani, 2005**). Les huiles qui possèdent une acidité inférieure à 2.5% sont dites huiles d'argan vierges et sont consommables en état ; les autres sont dites lampantes et sont impropres à la consommation humaine. L'huile d'argan vierge est dite extra si l'acidité est inférieure ou égale à 0.8%. Elle est fine, si l'acidité est comprise entre 0.8 et 1.5% et elle est dite huile vierge courante si l'acidité est comprise entre 1.5 et 2.5%.

### b. Degré d'oxydation de l'huile d'argan

En contact de l'air et de la lumière, toutes les huiles développent, au bout d'un temps plus ou moins long, une odeur de rance. Ce rancissement oxydatif est dû à la fixation de l'oxygène de l'air sur les chaînes grasses insaturées par un mécanisme radicalaire et auto-catalytique qui aboutit à la formation des hydroperoxydes (**Charrouf et al., 2011**). La vitesse d'oxydation augmente avec le degré d'insaturation des acides gras et elle est également influencée par la position des insaturations au sein de la chaîne grasse (**Charrouf et al., 2011**). L'odeur de rance dépend non seulement du degré d'oxydation mais aussi de la nature de l'acide gras oxydé (acide oléique, linoléique ou linoléique). De ce fait, selon les conditions de stockage, les huiles résistent plus ou moins bien à l'oxydation en fonction de leur teneur en agents pro-oxydants (catalyseurs métalliques) et en antioxydants tels que les tocophérols, le beta-carotène, les phospholipides et les polyphénols (**Rahmani, 2005**).

### c. Indice de peroxyde de l'huile d'argan

Cet indice est exprimé en milliéquivalents d'oxygène par kg d'huile, il permet l'évaluation de la teneur de l'huile en produits d'oxydation primaires (peroxydes). Pour l'huile d'argan vierge, la norme marocaine "N.M. 08.5.090" fixe la valeur maximale de cet indice à 15 méq O<sub>2</sub>/kg d'huile (**Rahmani, 2005**).

### d. Absorption spectrophotométrique UV

L'examen spectrométrique d'une huile dans l'ultraviolet fournit des informations complémentaires sur sa qualité. Les hydroperoxydes, résultant du premier stade d'oxydation de l'huile, peuvent être détectés par leur absorption dans les UV aux environs de 232 nm. Par la suite, ces peroxydes évoluent avec le temps et conduisent à la formation de produits qui absorbent dans les UV à 270 nm (**Judde, 2004**). Le degré et le stade d'oxydation d'une huile peuvent être évalués par des coefficients d'absorption dans les UV appelés absorbance spécifique K<sub>232</sub> et K<sub>270</sub>. En effet, l'extinction spécifique à 232 et 270 nm d'une huile est considérée comme une image de son état d'oxydation (**Charrouf et al., 2011**). Plus son extinction à 232 nm est forte, plus elle est peroxydée. De même plus l'extinction à 270 nm est forte, plus elle est riche en produits d'oxydation secondaires, ce qui traduit une faible aptitude à la conservation. La détermination de l'extinction spécifique peut donc venir en complément de la détermination de l'indice de peroxyde afin de décider si un dosage précis des peroxydes sera nécessaire (**Charrouf et al., 2011**). L'huile d'argan vierge extra doit présenter un coefficient d'extinction à 270 nm inférieur à 0.35. La valeur de l'extinction à 232 nm n'a pas

encore été fixée dans la norme marocaine (**Rahmani, 2005**). Par ailleurs, deux autres bandes d'absorption situées à 266 et à 274 nm, peuvent être utilisées pour distinguer l'absorption due aux produits d'oxydation de celle due aux systèmes conjugués.

#### **I.1.12.3.2. Composition chimique de l'huile d'argan**

L'huile d'argan est composée à 99% d'une fraction glycéridique, constituée essentiellement de triglycérides et 1% d'une fraction insaponifiable ou composés mineurs de nature non glycéridique (**Rammal et al., 2009**).

##### **a. Les composés saponifiables**

L'huile d'argan est nettement insaturée : les acides gras mono- et polyinsaturés représentent environ 80% des acides gras totaux (**Rammal et al., 2009**). Les quatre acides gras majoritaires sont l'acide oléique (C18 :1) représentant 45% des acides gras totaux, l'acide linoléique (C18 :2 n-6) représentant 35%, l'acide palmitique (C16 :0) représentant environ 12% et l'acide stéarique (C18 :0) environ 5%. Les autres acides gras sont à l'état de traces (**Rammal et al., 2009**).

##### **b. Les composés insaponifiables**

La fraction insaponifiable contient des hydrocarbures, 37.5% de carotènes, 20% d'alcools triterpéniques, 20% de méthylstérols et de stérols, 7.5% de tocophérols et 6.5% de xanthophylles ainsi que 321mg/100g de squalène (**Khallouki et al., 2003**).

➤ **Les carotènes.** La fraction insaponifiable contient 37.5% d'hydrocarbures terpéniques (C30) et des carotènes (C40) (**Charrouf, 1984**). Ces derniers composés sont connus pour leurs importances nutritionnelles puisqu'ils sont dotés d'activités antioxydantes importantes et qu'ils jouent un rôle dans l'arrêt du développement ou la progression de quelques cancers (**Adlouni, 2010**).

➤ **Les tocophérols.** L'huile d'arganier est riche en tocophérols tels que le gamma tocophérol (75%) et l'alpha tocophérol (7%) qui sont responsables de la principale activité de la vitamine E (**Khallouki et al., 2003**). Selon les données bibliographiques, la teneur en tocophérols totaux dans l'huile d'argan serait dans les environs de 66 mg/100g (**Khallouki et al., 2003**). Ces tocophérols ont des actions antioxydantes qui vont permettre une bonne

conservation de l'huile et une protection contre les maladies cardiovasculaires (**Adlouni, 2010**).

➤ **Les stérols.** La fraction stérolique est composée principalement de spinastérol et de schotténol. La quantité totale des stérols dans l'huile d'argan varie de 272 à 357 mg/100g (**Khallouki et al., 2003**). Les stérols présents dans cette l'huile sont uniques au regard de leur composition chimique. En effet, il n'existe aucune autre huile végétale possédant une composition comparable (**Adlouni, 2010**). L'huile d'argan contient les D7-stigmastérols (schotténol et l' $\alpha$ -spinastérol), extrêmement intéressants et très rares parmi les stérols végétaux. Le schotténol pourrait être utilisé comme principe actif anticancéreux (**Adlouni, 2010**).

➤ **Les composés phénoliques.** La classe des phénols présents dans l'huile d'argan regroupe des composés phénoliques simples comme les acides vanillique, férulique et syringique ainsi que le tyrosol. En moyenne, ces phénols simples sont présents à une concentration totale inférieure à 4 mg/kg d'huile d'argan (**Khallouki et al., 2003**). D'après leurs structures, les phénols de l'huile d'argan agissent comme des donneurs d'hydrogène, et leur efficacité peut être due également à leur lipophilie, laquelle facilite leur incorporation dans des structures lipophiles des membranes du liposome, leur conférant une activité protectrice (**Rammal et al., 2009**). Les acides férulique et vanillique sont suggérés comme des antioxydants forts. Par ailleurs, les flavonoïdes glycosylés ont été rapportés être hydrolysés enzymatiquement à leurs formes génines durant le métabolisme d'absorption, et l'aglycone résultant agit comme un puissant antioxydant *in vivo* (**Khallouki et al., 2003**). Il est à noter que les composés phénoliques de l'huile d'argan ont un effet individuel et suppresseur majeur de l'activité de la xanthine-oxydase et donc principalement contre l'anion superoxyde généré par le système hypoxanthine-xanthine-oxydase (HX-XOD) (**Khallouki et al., 2003**). Or, la xanthine-oxydase est une enzyme impliquée dans la carcinogenèse, et où il a été démontré que ces inhibiteurs ont un effet chimio-préventif contre certaines formes des cancers (**Own et al., 2000**). Par ailleurs, les saponines de l'huile d'arganier présentent des activités antifongiques, antibactériennes, analgésiques et anti-inflammatoires, tout en exprimant une faible toxicité (**Charrouf, 1990**).

➤ **Les caroténoïdes.** Ce sont les pigments colorants de l'huile d'argan et sont aussi des molécules antioxydantes importantes (**Adlouni, 2010**). Ce groupe comprend le  $\beta$ -carotène

(50% de la fraction insaponifiable) qui est un précurseur de la vitamine A ainsi que les xanthophylles (6.5% de la fraction insaponifiable) (Hilali et al., 2005).

➤ **Le squalène.** L'huile d'argan contient une quantité importante de squalène, allant jusqu'à 321mg/100g (Khallouki et al., 2003), alors que sa présence dans la majorité des ressources végétales reste à l'état de traces. Nombreuses études ont montré l'action du squalène appliqué localement ou administré par voie systémique sur des cancers de la peau, du colon et du poumon (Rao et al., 1998 ; Smith et al., 1998). Le squalène agit aussi comme puissant piègeur de radicaux d'oxygène réactifs à la surface de la peau humaine (Kohno et al., 1995). D'après Rammal et al. (2009), cinq principaux alcools triterpéniques ont été trouvés dans la fraction insaponifiable de l'huile d'argan à savoir le butyrospermol, le turicallol et la bêta-amyrine (ces trois alcools triterpéniques étant les plus abondants), le lupéol et le 24-méthylèncycloartanol (dérivé du cycloartanol).

#### I.1.12.3.3. Les utilisations de l'huile d'argan

Depuis l'antiquité, l'huile d'argan a suscité l'intérêt des guérisseurs qui lui ont reconnu un nombre de propriétés très intéressantes dont les suivantes (Hamia, 2007) :

##### a. Utilisation en médecine traditionnelle

- **Traitement des maladies ORL.** L'huile d'argan est utilisée pour soulager et atténuer les maux d'oreilles.
- **L'asthénie.** L'huile d'argan est recommandée pour ses propriétés fortifiantes dans les cas d'asthénie, car il est reconnu qu'elle donne à l'organisme une grande vigueur.
- **Rhumatismes.** L'huile d'argan est proposée dans le traitement et le soulagement des douleurs rhumatismales par simple ingestion de cette huile crue.
- **Infection des voies respiratoires.** Cette utilisation concerne surtout les enfants présentant des symptômes d'infection respiratoire.
- **Spasmes intestinaux.** L'huile d'argan est conseillée pour soulager les coliques des petits enfants.

##### b. Utilisation en cosmétologie

La richesse de l'huile d'argan principalement en acides gras essentiels et en tocophérols (propriétés antioxydantes et antiradicalaires), a conduit beaucoup d'industries cosmétiques à s'intéresser à cette huile. En effet, cette huile est capable de combattre le dessèchement

cutané qu'il soit essentiel ou acquis ainsi que ses effets secondaires (ridules et rides) en protégeant l'épiderme et en freinant sa déshydratation (**Radi, 2003**). En cas de sénescence cutanée, cette huile peut pallier la carence physiologique en acides gras de la peau et compenser la diminution de la fonction excrétoire des glandes sébacées liée à l'âge (**Radi, 2003**).

### **c. Utilisation diététique**

Le rapport du pourcentage des acides gras polyinsaturés sur celui des acides gras saturés, fait que cette huile est recommandée par les nutritionnistes (**Hamia, 2007**). L'huile d'argan constitue un complément lipidique pour les populations locales du sud du Maroc. Elle représente 9% de la production annuelle des graisses alimentaires (**Rahmani, 2005**). Environ deux cuillères à soupe (16g) assurent la totalité des besoins journaliers en acide linoléique. Ses qualités en font une huile très recherchée, vendue nettement plus chère que l'huile d'olive en raison notamment de sa rareté (**Adlouni, 2010**).

## **I.1.13. Rôle de l'arganier**

### **I.1.13.1. Rôle environnemental**

L'arganier joue un rôle irremplaçable dans l'équilibre écologique. Grâce à son système racinaire puissant, il contribue au maintien du sol et permet de lutter contre l'érosion hydrique et éolienne. De plus, grâce à son effet ombrage et améliorateur du sol, il peut permettre une production agricole non négligeable dans les conditions climatiques actuelles.

Enfin, de nombreux organismes vivants (faune, flore et microflore) sont directement liés à sa présence. La disparition de l'arganier entraînerait inéluctablement la disparition de plusieurs espèces, provoquant une diminution de la biodiversité, ou une réduction du patrimoine génétique, aussi bien pour l'arbre que les autres espèces animales, végétales ou microbiennes.

### **I.1.13.2. Rôle socio-économique**

Outre qu'elle offre le pâturage, l'huile alimentaire et le bois de chauffage, l'arganeraie assure la subsistance des ruraux. Elle peut ainsi contribuer à la limitation du phénomène de l'exode rural.

## **I.1.14. Association de l'arganier**

**Boudy (1952)**, signale que l'association de l'arganier est complexe en raison d'un mélange d'influence saharo-tropicale.



Au Maroc, l'arganier se trouve en association avec :

- \* *Juniperus oxycedrus* \* *Ziziphus lotus*
- \* *Olea europaea* \* *Ceratonia siliqua*
- \* *Tetraclinis articulata* \* Les Euphorbes cactoides
- \* *Pistacia atlantica* \* L'Acacia gummifère
- \* *Rhus tripartitum* \* Les lianes

En Algérie, une liste floristique établie par une équipe de recherche de l'Agence Nationale de la Conservation de la Nature (ANN) à Tindouf, comprend les espèces suivantes :

- \* *Acacia radiana* \* *Aristida plumose*
- \* *Antirrhinum ramosissimum* \* *Anvillea radiata*
- \* *Asphodelus tenuifolius* \* *Astragalus gombo*
- \* *Brassica muricata* \* *Bubonium graveolens*
- \* *Cleome arabica* \* *Colocynthis vulgaris*
- \* *Ifloga spicata* \* *Marrubium deserti*
- \* *Moricandia arvensis* \* *Ziziphus lotus*
- \* *Panicum sp* \* *Rumex vesicarium*
- \* *Cotula cineria* \* *Crotalaria saharae*
- \* *Echium sp* \* *Erodium glaucophyllum*
- \* *Euphorbia guyoniana* \* *Fagonia glutinosa*
- \* *Farsetia aegyptica* \* *Gymnocarpos decander*
- \* *Heloxylon scoparium* \* *Helianthemum lippi*
- \* *Pergularia aegyptiaca* \* *Pergularia tomentosa*
- \* *Retama retam* \* *Neurada procumbens*
- \* *Rhus tripartitum* \* *Salvia aegyptiaca*

#### **I.1.15. Contraintes influant sur l'arganier**

L'état actuel de l'arganeraie suscite des inquiétudes, car en plus de la perte de sa vigueur et de son appauvrissement d'un point de vue floristique, sa surface régresse (**Benabid, 2000**). Cette dégradation semble être essentiellement due aux facteurs anthropiques, au surpâturage et à la coupe du bois pour des besoins de chauffage. Au cours du XXe siècle, la forêt de l'arganier a connu une importante dégradation puisque sa densité a régressé de 300 arbres/ha au début du siècle vers 100 arbres/ha durant les années 90, soit une perte de 2/3 du patrimoine forestier marocain (**Brahim, 2007**).

Dans les zones arides et semi-arides d'Afrique du Nord, le surpâturage est généralement considéré comme une cause essentielle de la dégradation des écosystèmes naturels (**LE Houerou, 1968**). L'élevage n'est pas que le facteur important de la régression de l'arganeraie, mais aussi les espèces ligneuses à intérêt fourragère (**Delperugia, 1970 et Aouad, 1989**).

## **I.2. REGION DE TINDOUF**

### **I.2.1. Situation géographique**

La wilaya de Tindouf, est située à l'extrémité ouest du Sud de l'Algérie, le chef-lieu est la ville de Tindouf.

Elle est délimitée par les coordonnées suivantes : 25°30 – 29°40 de latitude Nord 03°00 - 08°60 de longitude Ouest. Elle est limitée au nord par le Maroc, au nord-est par la wilaya de Béchar, à l'ouest par le territoire du Sahara occidental, à l'est par la wilaya d'Adrar et au sud par la Mauritanie (**fig.05**). Sa superficie est de 159 000 km<sup>2</sup>. La wilaya de Tindouf a la particularité d'être la wilaya algérienne qui a le plus petit nombre de communes et de daïras : elle n'est constituée que de deux communes : Tindouf et Oum El Assel, qui forment ensemble l'unique daïra de Tindouf. Sa population est estimée en 2010 à 59 898 habitants.

La Wilaya s'intègre dans un ensemble désertique fortement dominé par la Chaîne du Djebel Ouarkziz et la hamada au nord, la grande Sebkha au centre, l'Erg Iguidi et le massif des Eglab au Sud-ouest.

### I.2.2. Caractéristiques du milieu

La Wilaya de Tindouf, située au Sud-ouest de l'Algérie, est caractérisée par un climat saharien, maritime (principalement au Nord-ouest de la Wilaya) sous l'effet des vents humides venant de l'océan atlantique. Ces conditions climatiques donnent à la région une grande originalité floristique, qui est marocaine au Nord (**Chevalier, 1943**). Nous signalons que la quasi-totalité de la végétation de la région de Tindouf se rencontre dans les lits d'Oueds et les dépressions car les terrains au Nord et à l'Ouest sont constitués de Reg et de Hamada. A l'Est, les reliefs sont quasiment uniformes et possèdent des formations dunaires par le sable venant de l'Est de Béchar et du Sud-est d'Adrar. Ainsi, l'agglomération de Tindouf se trouve au centre de la cuvette du plateau de hamada proche de la Sebkha qui réceptionne les eaux des oueds de la Hamada du Drâa dont le principal collecteur est l'Oued El-Ma.

#### I.2.2.1. Cadre climatique

Une étude écologique complète doit faire part à une étude de tous les paramètres climatiques de la zone étudiée. En effet, les paramètres du climat sont d'une importance capitale en matière d'écologie car ils conditionnent la répartition de la végétation dans le milieu naturel (**Aka coutoua, 2006**).

Le climat du Sahara a été étudié dans sa globalité par **Dubief (1959 ; 1963)**. Les données climatiques récentes (1990-2005) sont celles établies par l'ONM à partir de la station de Tindouf (Aérodrome), située à une distance de 90Km au Sud de la réserve naturelle de l'arganier.

**Tableau.01.** Les moyennes mensuelles des températures et précipitations de la station de Tindouf (1990- 2005).

Mois	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	Moy. Annuel
P(mm) moy	1.25	9.35	2.2	1	1.35	0.7	2.05	2.25	2.15	15.05	2.45	4.5	44.3
T(°C) moy	13.3	15.8	19.9	22	24.8	29.9	34.1	33.7	29.9	24.7	18.3	14.3	13.3

#### I.2.2. 2 Synthèse climatique

Plusieurs travaux, comme ceux de **Bagnouls et Gausson (1953); Emberger (1955) et Daget (1977)** ont décrit le climat méditerranéen, puis ont mis en place des classifications sur la base

des paramètres climatiques. Dans notre cas, nous avons utilisé les travaux d'**Emberger (1955)** qui ce sont avérés pratiques et applicables pour la région méditerranéenne. Ces travaux reposent sur deux paramètres quantifiables (température et précipitation) qui sont très importants dans l'écologie des êtres vivants et surtout la végétation.

#### a. Indice d'aridité de DEMARTONE

Il caractérise l'intensité de la sécheresse des étages bioclimatiques méditerranéens en se basant sur le régime des précipitations et des températures. Ainsi, **Demartone (1925)** a défini l'indice d'aridité par la formule suivante:

$$(I = P/T+10).$$

Cependant.

**I**: Indice d'aridité annuel;

**P**: Précipitation moyenne annuelle (mm);

**T**: Température moyenne annuelle (°C) ;

**I** (Indice d'aridité de Demartone) =0,16.

#### b. Quotient pluviothermique d'EMBERGER

Il permet de définir les types de bioclimats méditerranéens en prenant compte les précipitations (P) et les températures (T).

Pour le paramètre température, on remarque l'existence de deux extrêmes thermiques qui peuvent être caractérisés par la moyenne des minima thermiques du mois le plus froid (m) et la moyenne des maxima thermiques du mois le plus chaud (M). L'expression mathématique de ce quotient est la suivante :

$$Q_2 = 2000 P / (M^2 - m^2).$$

**P** : Précipitations moyennes annuelle en (mm).

**M** : Moyenne des températures maximales du mois le plus chaud en °k

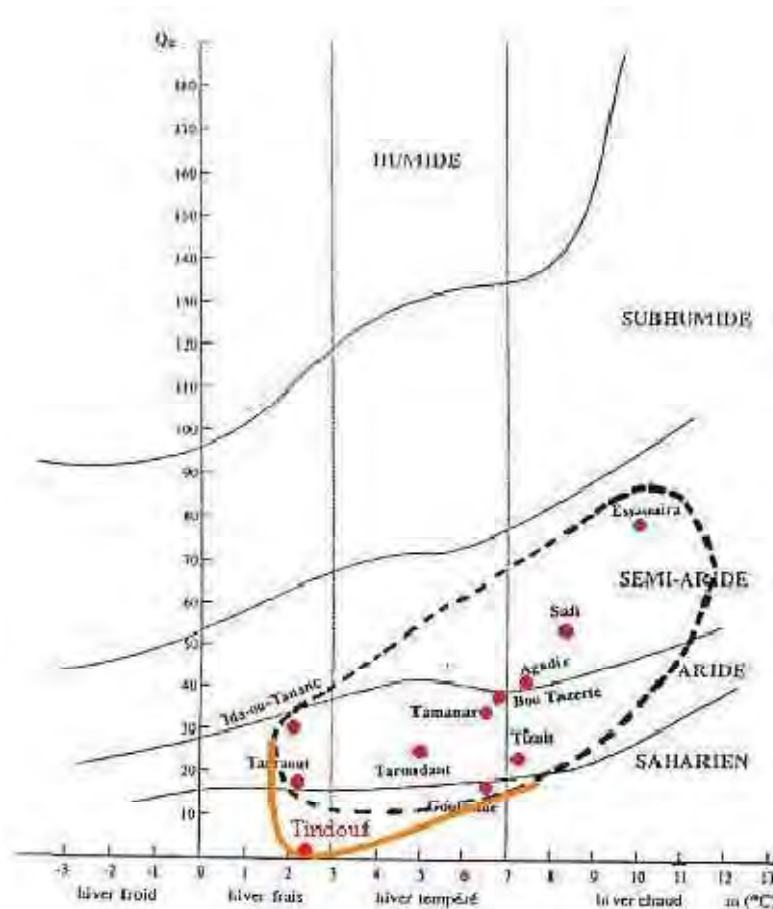
**m** : Moyenne des températures minimales du mois le plus froid en °k

Ce coefficient a été modifié par **Stewart en 1974** dont la nouvelle formule s'écrit comme suit:

$$Q_3 = 3.43 [P/(M-m)]$$

**Q<sub>3</sub>** : Quotient pluviométrique = 0 ,44 (M et m sont en °C).

Le type de bioclimat de la Wilaya Tindouf décrit dans le Climagramme d'Emberger ci-dessous est rattaché au climat Saharien avec ( $Q_3 = 0,44$ ) et une moyenne de température mensuelle minimale de 2,4 (°C) présentée dans la **figure 06**.



**Figure.06.** Situation de Tindouf dans le Climagramme pluviométrique d'Emberger.

La situation de l'arganeraie de Tindouf par rapport aux autres situations du Maroc dans le Climagramme pluviométrique d'EMBERGER affirme l'étendue de l'aire bioclimatique de l'arganeraie aux limites méridionale et orientale sur la Hamada du Drâa à l'étage climatique Saharien avec hiver frais. Cette situation extrême de l'arganeraie de Tindouf lui confère un intérêt écologique certain.

### c. Diagramme Ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN

Les auteurs ont proposé de construire le diagramme Ombrothermique en tenant compte de la formule suivante :

$$P \leq 2T$$

$P$  : Précipitations moyennes mensuelles en mm.

$T$  : températures moyennes mensuelles en °C.

Cette méthode consiste à rapporter les précipitations mensuelles  $P$  (mm) en ordonnée à gauche et les températures moyennes  $T$  en ( $^{\circ}\text{C}$ ) en ordonnée à droite, et en abscisse, les mois de l'année. La zone de croisement entre la courbe des températures ( $T$ ) et la courbe des précipitations ( $P$ ) permet d'apprécier la durée et l'importance de la période sèche.

Selon **Bagnouls et Gaussen (1953)** un mois est dit sec, si le total mensuel des précipitations ( $P$ ), exprimé en millimètres est égal ou inférieur au double de la température mensuelle ( $T$ ) en degré centigrade ( $P \leq 2T$ ). Cette approche a permis d'établir des Diagrammes Ombrothermiques afin de définir la durée de la saison sèche durant la période considérée (1990-2005).

Au terme de l'étude climatique de la région de Tindouf, nous pouvons dégager les constatations suivantes:

- Le climat de Tindouf est de type saharien à hiver frais, contient une période de sécheresse prolongée durant toute l'année.
- Un régime des précipitations très faible pour la station de Tindouf et les seuls mois qui reçoivent une quantité pluviométrique considérée comme relativement appréciable, sont Février et Octobre avec respectivement 9mm et 15mm.
- Le mois le plus chaud est celui de Juillet avec une température moyenne de  $45.8^{\circ}\text{C}$ , alors que le mois le plus froid est Janvier avec une température moyenne de  $2,4^{\circ}\text{C}$ .
- Le régime des vents est sensiblement constant durant l'année ( $V$  inférieur ou égal à 4,5), sauf pour la période d'Avril à Juin où la vitesse augmente légèrement ( $V$  Supérieur ou égal à 5).
- Humidité relative est considérable surtout en hiver qui peut atteindre 50% à Tindouf, cette humidité parvient de l'océan atlantique.

### **I.2.3. Ressources**

#### **I.2.3.1. Elevage**

La wilaya de Tindouf est connue pour sa vocation ancestrale de zone d'élevage mixte (par importance camelin, caprin, ovin) ; de type rustique, s'adaptant aux conditions climatiques hyperarides. Elle détient un effectif camelin de l'ordre de 42600 têtes (pour seulement 49149 habitants) ce qui lui a permis d'occuper la troisième place au niveau national. Les éleveurs sont de l'ordre de 1645, représentant environ 20 % de la population active. Enfin, les effectifs camelins fournissent 78 % de la quantité de viandes rouges commercialisée et consommée au niveau local. Ce sont là quelques indicateurs qui montrent la place privilégiée qu'occupe

l'élevage camelin dans la wilaya de Tindouf qui puise une partie de sa nourriture de l'arganeraie.

### **I.2.3.2. Agriculture**

L'activité agricole reste très faible et ne répond pas aux besoins d'une population en pleine croissance, malgré que la wilaya dispose d'une superficie agricole (SAT) cadastrée de 6.002.500 hectares.

### **I.2.3.3. Forêts**

Le patrimoine forestier de la wilaya est méconnu, l'acacia constitue la première essence arborée de la région. La superficie Forestière est estimée 744 832 ha au 31/12/2010 sans compter l'arganier.

### **I.2.3.4. Ressources en eau**

Les ressources en eau sont déterminantes pour le sort de l'arganeraie. La région de Tindouf est particulièrement sèche. Le déficit hydrique du milieu constitue une contrainte incontournable dans la mise en valeur de l'arganier par plantation qui va nécessiter la mobilisation de ressources en eau, même si les plantes des milieux arides peuvent fortement réduire leur évapotranspiration quand elles manquent d'eau crucialement.

## **I.2.4. Réseau hydrographique**

Il est caractérisé par les oueds: Djez, El-Ma, Merkala, qui restent souvent secs durant toute l'année. Il arrive qu'ils se transforment en véritables torrents à la suite de précipitations diluviennes caractéristiques des régions désertiques.

## **II. CARTOGRAPHIE ET CARACTERISATION D'UN PEUPLEMENT FORESTIER**

### **II.1. CARTOGRAPHIE**

#### **II.1. 1. Définition**

La cartographie désigne la réalisation et l'étude des cartes. Elle mobilise un ensemble de techniques servant à la production des cartes. Le principe majeur de la cartographie est la représentation de données sur un support réduit représentant un espace généralement tenu pour réel. L'objectif de la carte est une représentation concise et efficace, la simplification de phénomènes complexes à l'œuvre sur l'espace représenté afin de permettre une compréhension rapide et pertinente.

#### **II.1.2. Type de carte**

##### **II.1.2.1. Carte-inventaire**

Carte sur laquelle sont énumérés des éléments à l'aide de noms (départements et régions par exemple), des symboles géométriques comme pour situer un ensemble d'industries classées par branches ou des pictogrammes, c'est-à-dire qu'elle fait l'inventaire des lieux.

##### **II.1.2.2. Carte thématique**

Elle privilégie une famille de phénomènes (carte géologique, climatologique...).

##### **II.1.2.3. Carte analytique**

Elle se limite à une seule famille (ex : carte de production de blé par circonscription administrative), elle aboutit à la carte d'inventaire.

##### **II.1.2.4. Carte synthétique**

Elle met en valeur les éléments essentiels et établit des corrélations entre divers paramètres.

##### **II.1.2.5. Carte en anamorphose**

Elle représente des Etats ou un découpage quelconque du territoire par des formes souvent rectangulaires en fonction d'une quantité qui leur est rattachée (population, PNB...) et non de leur superficie. C'est aussi un procédé qui consiste à déformer de proche en proche une grille régulière correspondant à la surface de départ. Les mailles se dilatent ou se contractent. La grille se déforme en indiquant une tendance, sans rupture.



### **II.1.2.6. Carte schématique ou croquis**

C'est une carte où souvent l'on passe d'une grande échelle à une échelle plus petite. La schématisation peut porter sur les tracés (on élimine les détails inutiles) et/ou sur les phénomènes représentés en exagérant ceux qui sont considérés comme importants, en supprimant certains autres, c'est-à-dire que l'on sélectionne les informations. On représente, par exemple, une ville sur un croquis à petite échelle alors que sur une carte à grande échelle son extension réelle apparaîtrait ou des puits de pétrole représentés ponctuellement à grande échelle sont représentés par une zone pétrolifère à petite échelle.

### **II.1.3. Etape de la création de la carte**

#### **II.1.3.1. Description du sujet**

La description du sujet est l'étape fondatrice. Il est important d'établir clairement l'objet de l'étude, la problématique-titre, l'espace de la représentation, ainsi que l'objectif de la carte, son public, et son usage. Les premiers faciliteront la collecte d'informations, les derniers donnent des indications sur le style de la carte.

#### **II.1.3.2. Description graphique de l'espace**

La description graphique de l'espace, ou « fond cartographique vierge », est généralement la première étape de sélection et création. Elle demande à la fois de cerner géographiquement le sujet, et une enquête sur cet espace, qui est soit un travail de terrain, de géomètre, par GPS, laser télémètre, Field-Map, ou de photographies satellites. Il y a ensuite sélection, épuration des données graphiques, on passe de la photographie ou de l'excès d'informations graphiques aux traits symboliques que l'on souhaite montrer : rivières, frontières administratives, altitudes, etc. C'est ici aussi qu'intervient le choix de la projection cartographique (qui implique certaines déformations), du zoom (qui implique une certaine échelle type 1/25 000 ou 1/10 000), et du cadrage sur l'ensemble du sujet (élargir et réserver un espace pour la légende si nécessaire).

#### **II.1.3.3. Collecte et sélection des informations utiles**

Vient ensuite la collecte et sélection des informations utiles à afficher sur la carte, cette collecte demande un travail d'enquête, fonction du sujet choisi.

#### II.1.3.4. Conventions cartographiques

Avant de dessiner la carte, il est nécessaire de créer une convention cartographique, définissant icônes, labels (fonte de caractères), lignes (routes, frontières, cadre de la carte), et fond spatial (code de couleur pour les terres, les océans, les altitudes) : la forme, le style, la couleur de chaque élément sémantique est défini. Ceci sera la base de la légende.

#### II.1.3.5. Assemblage graphique par calques

Après avoir sélectionné les données utiles, l'assemblage se fait « par calque ». Généralement : 1. contour des terres, fleuves, montagnes ; 2. icônes et routes ; 3. flux et mouvements ; 4. Labels ; 5. légende, localisateur et échelle. Il est important de ne pas « polluer de bruit graphique » la carte, les labels doivent apparaître clairement, mais sans cacher, ou gâcher les autres informations présentes. Aussi, le choix de la taille, et l'emplacement des labels a son importance.

#### II.1.4. Système d'information géographique (SIG)

L'information géographique peut être représentée sous forme de cartes, de plans, mais aussi de photographies aériennes ou d'images satellitales. Jusqu'à l'apparition des SIG, les cartes possédaient des inconvénients importants, qui devenaient de plus en plus lourds dans le contexte de l'augmentation du nombre d'information et leur renouvellement de plus en plus rapide : fabrication longue et coûteuse, limitation de l'information mobilisée, impossibilité de réactualiser le document directement, difficulté de combiner des cartes entre elles . . . Dans le cadre du développement des systèmes d'information (SI), les SIG offrent une réponse technique et méthodologique à ce changement de contexte.

##### II.1.4.1. Définition

Une constatation fréquente est la difficulté que l'on rencontre à définir un Système d'information géographique (**Tuffery C., 1997**). Il n'y a pas véritablement de définition officielle. En fait, le vocable SIG désigne à la fois :

- le concept de chaîne de traitement numérique de l'information géographique ;
- les outils informatiques qui permettent de l'instrumenter ;
- et les applications qui sont construites avec cet outil.

Les définitions sont donc relativement générales pour ne pas perdre ce caractère polysémique. Une définition simple présente un SIG comme " un système pour collecter, stocker, vérifier, manipuler, analyser et restituer des données spatialement référencées à la surface de la Terre " (**Doe, 1987**).

Dans le même registre, un SIG est un "Système informatique permettant, à partir de diverses sources, de rassembler et d'organiser, de gérer et de combiner, d'élaborer et de représenter des informations localisées géographiquement contribuant notamment à la gestion de l'espace ". (**SFPT, 1989**). Enfin, signalons l'existence d'un quasi synonyme, SIRS (Système d'Information à Référence Spatiale), terme dominant au Québec, qui met l'accent sur l'aspect Système d'Information (SI), avec ses aspects structuration des données, organisation des moyens et ressources humaines, développement d'outils, sans référence à une thématique particulière (**Labbé S., 1997**). Enfin précisons que les SIG permettent de travailler sur trois catégories d'objets géographiques (points, lignes, polygones) et sur leur sémantique (attributs associés à chaque objet).

**Joliveau (1994)** définit le SIG comme l'ensemble des structures, des méthodes, des outils et des données constitués pour rendre compte de phénomènes localisés dans un espace spécifique et faciliter les décisions à prendre sur cet espace. Un SIG comprend quatre grandes composantes en interdépendance : une composante technologique, une composante informationnelle, une composante organisationnelle et une composante méthodologique qui permet la mise en cohérence des outils, des hommes, et de l'information pour répondre aux objectifs donnés.

#### **II.1.4.2. Avantage des SIG**

Les SIG accroissent la qualité et la rapidité de la gestion, du suivi et de l'évaluation des politiques publiques car ils présentent de nombreux avantages :

- plus d'informations disponibles (les données spatialisées sous forme numérique deviennent de plus en plus abondantes),
- accès plus rapide à l'information (les téléchargements sur Internet se développent de plus en plus : zonages environnementaux, MNT, régions forestières,...),
- meilleure analyse en moins de temps,
- possibilité de faire des analyses irréalisables auparavant en raison de la complexité des traitements et du volume de données à manipuler,

- gain de temps en production et mise à jour des statistiques et des cartes.

Grâce à ces gains, les utilisateurs dégagent du temps pour la réflexion, pour essayer davantage d'analyses et utiliser de plus en plus de variables.

#### **II.1.4.3. Les caractéristiques des SIG : les 5 A**

Pour pouvoir réaliser les différentes opérations que l'on attend de lui, le système d'information géographique possède différentes fonctionnalités, Acquisition, Archivage, Analyse et Affichage. Mais avant de réaliser ces opérations, il faut décider du type d'informations qui seront utiles, c'est à dire de la manière dont on va se représenter ou modéliser l'espace géographique sur lequel on va travailler, dont on va s'en faire une abstraction.

Abstraction, Acquisition, Archivage, Analyse et Affichage, ces caractéristiques d'un SIG sont souvent commodément agrégées sous le sigle " 5A " (**Denègre J., 1996**) :

##### **II.1.4.3.1. Abstraction**

L'abstraction est nécessaire pour rendre le monde modélisable. Par exemple le relief peut être représenté par des courbes de niveau, ou par un modèle numérique de terrain. D'une manière générale, cette abstraction dépend du but poursuivi. Elle se traduit par le choix des données à prendre en compte, par leur définition et leur structuration.

Des classes d'objet sont définies (ex. " rue"), avec leurs attributs (attribut de "rue" : son " nom"), mais aussi avec leurs relations de composition (telle "rue" est composé de tel et tel "tronçon de rue" ) et de construction (tel "tronçon de rue" , objet linéaire, va de tel " carrefour" à tel " carrefour " , objets ponctuels). L'ensemble objet-sattributs- relations constitue le Schéma Conceptuel de Données ou SCD. En fait ce schéma peut être globalement décomposé en un volet " données sémantiques" (alphanumériques), et un volet " données géographiques" (graphiques). Au niveau du logiciel de SIG, chaque donnée va faire l'objet d'une fiche, qui rassemblera les informations sur cette donnée, encore appelée méta-données, ou données sur les données. Cette fiche précisera les attributs de la donnée, dont ceux communs avec une autre donnée (ce qui indiquera la présence d'une relation entre ces 2 données, mais non sa nature), mais aussi le format, propre au SIG, sous lequel la donnée sera stockée. L'ensemble de ces fiches de données constitue alors le "dictionnaire de données".

#### **II.1.4.3.2. Acquisition**

C'est la collecte de l'information, première étape une fois le modèle de données choisi. Les contraintes d'acquisition de l'information sont liées à la nature et à l'organisation des sources d'information. Les données géographiques peuvent être soit numérisées et géoréférencées, soit importées d'autres systèmes non intégrés (traitement d'image de télédétection, lever de terrain . . .). Pour les informations préexistantes, elles doivent comporter des précisions sur leur production (date, origine, mode de calcul, etc.), qui permettront d'évaluer leur qualité et leur pertinence d'utilisation, tandis que pour les informations créées dans le cadre de l'application, ce sont les procédures de leur constitution qui en définiront la qualité. Dans la constitution d'un SIG, les données représentent 60 à 80 % de son coût. Il importe donc de bien spécifier les besoins afin d'optimiser les investissements. Les spécifications doivent suivre les exigences de précision et disponibilité des données. La montée en charge implique la saisie, le contrôle et la validation des données et leur intégration dans le SIG. Les coûts de mise à jour des données doivent également être considérés pour l'évaluation du coût du SIG.

#### **II.1.4.3.3. Archivage**

Un archivage efficace, qui permet d'accéder rapidement à une information, suppose une organisation de l'information. Signalons que deux options existent pour manipuler les données géographiques. Certains logiciels travaillent directement avec les trois types d'objets géographiques (point, segment, polygone) tandis que d'autres travaillent en mode tramé, c'est à dire qu'ils divisent l'espace en un ensemble de cellules élémentaires jointives, par exemple carrées ou hexagonales, et que chaque entité géographique, point, segment, ou polygone, est repérée selon ce référentiel. L'accès à l'information passe par l'opération de sélection. On choisit de mettre en évidence telle ou telle information par des sélections sémantiques, au sein d'une hiérarchie, ou par des sélections sur localisation spatiale, qui constitue une caractéristique originale des SIG. On accède donc à une information spécifique par des requêtes plus ou moins complexes, qui répondent à des questions du type " où est tel type d'objet ? ", " Que trouve-t-on dans cette zone ? ".

#### **II.1.4.3.4. Analyse spatiale**

L'accès à l'information rend possible des traitements spécifiques sur les objets sélectionnés. Certains de ces traitements se font directement sur la base de données, sans utiliser les attributs de localisation. Mais l'originalité des SIG est de permettre des traitements sur la

dimension géographique, par exemple " Quels autres objets sont en liaison topologique (par contiguïté, distance ou chemin) avec cet objet ? ". L'analyse spatiale qu'il faut alors mettre en œuvre repose sur les relations topologiques d'inclusion, d'intersection et de proximité. Cependant ces opérateurs ne suffisent en général pas à répondre à toutes les questions d'ordre spatial. Par exemple la recherche de régularités et de discontinuités dans l'espace nécessite des méthodes et outils qui sont rarement jusqu'à présent intégrés dans les SIG. En conséquence, il convient en général de leur associer des outils complémentaires, venant des domaines des statistiques (descriptives et spatiales), de la morphologie mathématique, de la reconnaissance de forme, etc.

#### **II.1.4. 3.5. Affichage**

La restitution de l'information spatialisée, sélectionnée et analysée, est une grande force des SIG. En effet, par rapport à la cartographie classique, ceux-ci permettent de varier les restitutions cartographiques en les adaptant à la demande. Celles-ci s'effectuent par les procédures de cartographie qui relèvent de la sémiologie graphique classique ou qui appartiennent à un champ nouveau de la cartographie, celui offert par l'interface Internet, qui permet des représentations multi-échelles et dynamiques.

## **II.2. CARACTERISATION D'UN PEUPLEMENT FORESTIER**

La caractérisation d'une forêt repose notamment sur la description des arbres qui la composent. Cette description est réalisée non pas arbre par arbre mais par populations d'arbres.

Un peuplement forestier est une population d'arbres caractérisée par une structure et une composition homogènes sur un espace déterminé. Il est le résultat des facteurs naturels et de la sylviculture. Un peuplement est une unité forestière que l'on peut décrire et cartographier.

La connaissance précise des peuplements forestiers constitue un préalable indispensable à la mise en œuvre d'une gestion forestière durable. Il est possible de classer les peuplements suivant différents critères. Nous utiliserons principalement les notions de structure, de régime et de composition.

### **II.2.1. Structure du peuplement**

Une manière simple de définir la structure d'un peuplement est de dire qu'elle représente l'organisation verticale et horizontale (spatiale) des différents éléments le constituant

(Goreaud, 2000 ; Pommerening, 2002). Dans la littérature écologique, la structure d'un peuplement est définie par des attributs structuraux (McElhinny *et al.*, 2005).

#### II.2.1.1. Hauteur des arbres

La relation entre les hauteurs et les diamètres des arbres est bien établie dans la littérature (Temesgen et Gadow, 2004), on peut penser que les attributs structuraux associés aux diamètres peuvent servir pour évaluer les attributs relatifs à la hauteur (Buongiorno *et al.*, 1994). Cependant parce que cette relation n'est pas linéaire et dépend de plusieurs facteurs (notamment la fertilité), il est plus significatif d'utiliser les attributs directement associés à la hauteur pour caractériser les éléments verticaux de la structure.

La diversité des tailles d'arbres pour caractériser la structure horizontale est ainsi insuffisante. L'utilisation de la diversité des tailles comme attribut de structure a plus à voir avec le fait qu'elle est facile à mesurer, et à elle seule, elle ne caractérise pas totalement la structure du peuplement. Il est important de tenir compte également de la distribution spatiale des arbres (Zenner, 2000 ; Svensson et Jeglum, 2001) particulièrement en peuplement hétérogène (Goreaud, 2000).

La hauteur dominante du peuplement ou de l'essence se mesure sur les plus gros arbres. Associée à l'âge du peuplement, elle devient un bon indicateur de la fertilité de la station. Elle peut être mesurée par des outils simples comme la croix du bucheron ou par des instruments plus sophistiqués tel que le Blum Leiss.

#### II.2.1.2. Distribution spatiale des arbres

Un certain nombre d'auteurs a utilisé la distribution spatiale des arbres ou densité comme attribut structural. La manière la plus simple est d'utiliser le nombre d'individus par hectare comme une mesure de la distance moyenne entre les arbres. Cette manière simple a été utilisée avec succès pour distinguer différents stades de succession pour une forêt non gérée de sapin (Spies et Franklin, 1991), et pour distinguer des forêts tropicales primaire et secondaire (Ferreira et Prance, 1999).

#### II.2.1.3. Couvert forestier des houppiers

Un houppier ou couronne est la partie d'un arbre constituée de l'ensemble des branches situées au sommet du tronc (des branches maîtresses aux rameaux). C'est le principal support des organes photosynthétiques. Il peut lui-même être colonisé par des lianes et de nombreuses espèces épiphytes (Rameau et Dumé, 2008). L'état et la qualité du houppier est l'un des

indicateurs de santé des forêts et des arbres. Il a une vigueur et un volume considérablement différent selon que l'arbre est situé en pleine lumière ou au contraire abrité sous le couvert de la canopée. Dans ce dernier cas, il peut rapidement s'épanouir quand il émerge au soleil, à la faveur d'une perturbation ou suite à la croissance de l'arbre (**Zarnoch et al., 2004**).

Des changements de structure de couvert peuvent être indicatifs du stade de développement d'une forêt : la quantité de couvert augmente d'un niveau faible à l'initiation du peuplement vers un maximum après fermeture de la canopée, au début de la phase d'exclusion des tiges. Puis la quantité de couvert diminue pendant que les arbres de la canopée arrivent en fin de vie ; des trouées dans la canopée se forment alors dans les vieux stades (**Franklin et al., 2002 ; Oliver et Larson, 1996**). Effectivement, les premiers symptômes de dépérissement sont un éclaircissement progressif du houppier, qui peut être induit par :

- une réduction éventuelle de la taille des feuilles, ou un dessèchement ou racornissement des feuilles qui rendent le houppier plus transparent ;
- une réduction éventuelle de la taille des rameaux de l'année ;
- une diminution du nombre de feuille, ou une chute précoce des feuilles ;
- une variation spatiale de la feuillaison liée à une modification de l'architecture du houppier ;
- une diminution du nombre de rameaux et ramilles, puis, en cas d'aggravation, chute éventuelles de rameaux et branches entières.

#### II.2.1.4. Diamètre de l'arbre

C'est la dimension d'un arbre, exprimée en diamètre pris à 1,30 m du sol, ou en circonférence mesurée à 1,50 m. Le diamètre moyen est calculé à partir des mesures prises sur 30 arbres contigus.



**Photos.05. Mesure de diamètre**



### **II.2.1.5. Age de l'arbre**

On le détermine soit à partir d'une référence connue (année de la dernière coupe rase, date de plantation ou de semis) soit en comptant les cernes sur des arbres abattus (éclaircie, coupe sanitaire) ou sur un échantillon extrait à l'aide d'une tarière de Pressler.



**Photo.06.** Cernes d'un tronc d'arbre

### **II.2.2. Composition en essence**

C'est la composition en essence dominantes et secondaires. L'essence dominante est l'essence la plus abondante dans le peuplement. Si une espèce est présente à plus de 80 %, elle sera la seule à être désignée. En cas de mélange, on citera les principales essences en indiquant leur proportion en 1/10ème. Tandis que l'essence secondaire se dit d'une espèce qui est accessoire par rapport à l'essence principale.

### III. SALINITE ET COMPOSES PHENOLIQUES

#### III.1.SALINITE

##### III.1.1. Introduction

Au Maghreb plus de 30% des eaux destinées à l'irrigation sont chargées en sel, et elles induisent, à la longue, une accumulation de toxines aussi bien dans la rhizosphère que dans les différentes parties de la plante. Ces toxines engendrent des dégâts au niveau des ultrastructures cellulaires contribuant, à la fois, à la réduction de la croissance et des rendements des variétés sensibles (**Rahmoune et al., 2008**).

Dans beaucoup de cas, les stress abiotiques ne se produisent pas indépendamment, et donc les stress environnementaux peuvent impliquer ainsi un complexe d'interaction de facteurs de stress. La salinité et le gel peuvent induire des déficits en eau ; il est bien établi qu'une forte concentration de soluté dissout dans la zone racinaire abaisse le potentiel hydrique du sol, créant une situation semblable au déficit hydrique dans le sol, et que le gel provoque dans le tissu végétal la formation de glace extracellulaire qui aura comme conséquence la déshydratation cellulaire. En conséquence, il y a quelques caractéristiques de stress osmotique communs au déficit hydrique, à salinité et au stress causé par le froid. (**Amane et al., 1999**).

##### III.1.2. Notion de stress

Claude Bernard fut le premier à dégager une notion physiologique du stress en 1868. Selon lui, les réactions déclenchées par le stress visaient à maintenir l'équilibre de notre organisme. L'ensemble de ces réactions internes a été nommé homéostasie par le physiologiste américain Bradford en 1915. L'association de ces trois notions stress-homéostasie-adaptation constitue l'approche biologique du stress et permet notamment d'expliquer l'influence du stress qui permet, lorsqu'il est appliqué dans certaines limites, l'adaptation à l'environnement et donc au maintien de la vie.

Au niveau cellulaire, un stress est causé par la variation d'un paramètre environnemental qui entraîne la mise en place des mécanismes de régulation de l'homéostasie. Les organismes sont généralement soumis à deux types de stress : les stress biotiques (dus à une agression par un autre organisme) et les stress abiotiques (qui sont dus principalement à des facteurs environnementaux) (**Levitt, 1980, Zhu, 2002 ; Vincent, 2006**).

### III.1.3. Effet de la salinité sur les plantes

La salinité du sol ou de l'eau est causée par la présence d'une quantité excessive de sels. Généralement un taux élevé de  $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$  cause le stress salin. Le stress salin a un triple effet: il réduit le potentiel hydrique, cause un déséquilibre ionique ou des perturbations en homéostasie ionique et provoque une toxicité ionique. Cet état hydrique altéré conduit à une croissance réduite et limitation de la productivité végétale. Depuis que le stress salin implique aussi bien le stress osmotique qu'ionique (**Hayashi et Murata, 1998**), l'arrêt de la croissance est directement relié à la concentration des sels solubles ou au potentiel osmotique de l'eau du sol (**Greenway et Munns, 1980**).

La salinité est un facteur environnemental très important qui limite la croissance et la productivité des espèces végétales (**Allakhverdiev et al., 2000**).

#### III.1.3.1. Effet de la salinité sur la croissance des plantes

La réponse immédiate au stress salin est la réduction de la vitesse de l'expansion de la surface foliaire ce qui conduit à l'arrêt de l'expansion si la concentration du sel augmente (**Wang et Nil, 2000**). Le stress salin conduit aussi à la diminution de la biomasse sèche et fraîche des feuilles, tiges et racines (**Chartzoulakis et Klapaki, 2000**).

#### III.1.3.2. Effet de la salinité sur l'eau dans la plante

Le potentiel hydrique et le potentiel osmotique des plantes deviennent de plus en plus négatifs avec l'augmentation de la salinité ainsi que la pression de la turgescence (**Romeroaranda et al., 2001**).

#### III.1.3.3. Effet de la salinité sur l'anatomie de la feuille

La salinité cause une augmentation de l'épaisseur de l'épiderme, l'épaisseur du mésophylle, la longueur et le diamètre des cellules palissadiques dans les feuilles de l'Haricot, du Cotonier et de l'Atriplex (**Longstreth et Nobel, 1979**). La salinité réduit aussi l'espace intercellulaire dans les feuilles (**Delphine et al., 1998**).

Des études ont montré que l'épaisseur du mésophylle et de l'épiderme ainsi que l'espace intercellulaire diminuent significativement dans les feuilles traitées avec le NaCl de la mangrove parviflore (**Parida et Das, 2005**).

#### III.1.3.4. Effet de la salinité sur les pigments photosynthétiques et les protéines

Les taux de la chlorophylle et des caroténoïdes des feuilles diminuent en général sous les conditions de stress salin. Les feuilles les plus âgées commencent à développer une chlorose et finissent par tomber pendant une période prolongée de stress salin (**Agastian et al., 2000**). Par contre, **Wang et Nil (2000)** ont rapporté que le contenu de la chlorophylle augmente sous les conditions de salinité chez *Amaranthus*.

La réduction dans le taux de la chlorophylle observée avec l'intensité du stress salin pourrait être attribuée aux conditions dans lesquelles se trouvent les stomates car durant le stress salin, la concentration du CO<sub>2</sub> diminue dans le chloroplaste à cause de la réduction dans la conductance stomatique (**Gama et al., 2007**).

#### III.1.3.5. Effet de la salinité sur les lipides

Les lipides sont la source la plus efficace du stockage de l'énergie, ils fonctionnent comme des isolateurs des hormones et organes délicats, et jouent un rôle important comme des constituants des structures de la plupart des cellules membranaires (**Singh et al., 2002**). Ils ont aussi un rôle vital dans la tolérance à différents stress physiologiques chez une variété d'organismes comme les cyanobactéries.

L'insaturation des acides gras contrecarre le stress salin ou hydrique. **Wu et al., (1998)** ont analysé le changement de la composition des lipides soumis à un stress salin dans la membrane plasmique des racines chez *Spartina patens* et ont rapporté que les pourcentages molaires des stérols et des phospholipides diminuent avec l'augmentation de la salinité, mais le ratio stérols/phospholipides n'est pas affecté par le NaCl.

#### III.1.4. Effet de la salinité sur les enzymes antioxydantes

En cas de stress biotique ou abiotique, on observe chez les plantes une production rapide et massive d'espèces réactives de l'oxygène. De nombreuses études ont été menées, notamment chez les plantes, afin de préciser quels facteurs entraînent ce phénomène.

De nombreuses conditions environnementales ont ainsi été définies : la sécheresse, les stress thermiques (hautes et basses températures), l'exposition aux métaux lourds, aux ultraviolets, aux polluants aériens tels que l'ozone et le SO<sub>2</sub>, les stress mécaniques, les carences en nutriments, les attaques de pathogènes, la salinité et les fortes expositions à la lumière (**Ben Naceur et al., 2005**).

Le stress salin cause un déficit hydrique comme conséquence à l'effet osmotique sur les activités métaboliques des plantes. Ce déficit hydrique cause un stress oxydatif à cause de la formation des espèces réactives de l'oxygène comme les superoxydes, les radicaux hydroxyles et peroxydes.

Les espèces réactives de l'oxygène, qui sont le produit des stress hyperosmotique et ionique, causent des disfonctionnements dans la membrane et la mort cellulaire (**Bohnert et Jensen, 1996**). Les plantes se défendent contre ces espèces réactives de l'oxygène par la biosynthèse de composés antioxydants tels que les composés phénoliques et l'induction de l'activité de certaines enzymes antioxydantes comme la catalase, la peroxydase, la glutathion réductase et la superoxyde dismutase, qui éliminent les espèces réactives de l'oxygène.

### III.1.5. Perception du stress et transmission du signal

Les plantes sont des organismes sessiles et doivent faire face à une myriade de conditions environnementales qui changent tout le temps, ce qui détermine leur croissance et leurs formes et qui permettent leur survie ou conduisent à leur mort. Ces changements sont désignés collectivement sous le nom de "stimuli" qui contiennent l'information qualitative et/ou quantitative qui peut être sentie par la plante et convertie en réponses biologiques. La cascade entière des événements, commençant par la perception initiale d'un stimulus et qui se termine par une réponse biologique se nomme "signal cellulaire". (**Mazars et al., 2008**).

Les pressions environnementales, telles que la sécheresse et la salinité, sont en étroite interaction avec les stress secondaires comme le stress osmotique et oxydatif. Dans le cas des plantes tolérantes, les processus déclenchés par les premiers signaux impliquent des contrôles de la transcription activant les mécanismes de réponse au stress qui maintiennent ou rétablissent l'homéostasie, facilitent la rétention ou l'accumulation de l'eau, protègent le fonctionnement du chloroplaste et l'intégrité de la membrane cellulaire. (**Vinocur et Altman, 2005**)

### III.1.6. La tolérance des plantes à la salinité

Deux grandes stratégies de résistance au sel étaient connues chez les plantes : limiter l'entrée de sodium au niveau des racines ou séquestrer le sodium au niveau des feuilles. Un nouveau mécanisme de tolérance au sel : la plante protège ses feuilles, donc sa capacité de photosynthèse, en ré-exportant le sodium des feuilles vers les racines par le flux de sève descendant, de façon à rendre possible une ré-excrétion dans le sol. Les chercheurs ont

identifié le gène qui permet ce transport de sodium des feuilles vers les racines chez l'espèce modèle *Arabidopsis thaliana*. La modification de ce gène affecte fortement la résistance de la plante au sel. Il est donc raisonnable de penser que l'on pourra renforcer cette résistance en augmentant l'expression de ce gène. **(Berthomieu et al., 2003)**

A l'échelle de la plante entière, les ions chlorure et sodium entrent par les racines et sont véhiculés par la sève xylémique jusqu'aux tiges et feuilles. Là, ils sont stockés (plantes inclusives), soit au contraire très peu retenus et mobilisés par la sève phloémique jusqu'aux racines (plantes exclusives) **(Denden et al., 2005)**

La tolérance de la salinité est l'habilité des plantes à croître et compléter leur cycle de vie sur un substrat contenant la forte concentration de sel soluble. Les plantes qui peuvent survivre sur des concentrations élevées de sel dans la rhizosphère et croître normalement sont appelées halophytes. Dépendant de leur capacité à tolérer le sel, les halophytes qui se trouvent dans des milieux salins sont caractérisées par une faible diversité morphologique et taxonomique tandis que les facultatives sont trouvées dans des habitats de salinité moindre et sont caractérisées par une plus grande diversité physiologique qui leurs permet de faire face à des conditions salines et non salines.

#### III.1.6.1. Biosynthèse de solutés compatibles

Pour adapter l'équilibre ionique dans la vacuole, le cytoplasme accumule des composés de petite masse moléculaire nommés solutés compatibles parce qu'ils n'interfèrent pas avec les réactions normales biochimiques **(Zhifang et Loescher, 2003)**, en revanche, ils remplacent l'eau dans les réactions chimiques. Ces solutés compatibles comprennent principalement la proline **(Singh et al., 2000 in Parida et Das, 2005)**, la glycine bêtaïne **(Wang et Nil, 2000)**, les sucres (**Pilon-Smits et al., 1995**) et les polyols **(Bohnert et al., 1995)**. Les polyols sont classifiés comme acycliques (mannitol) et cycliques (pinitol). Le mannitol, un sucre qui sert comme soluté soluble pour faire face au stress salin, est synthétisé via l'action du mannose-6-phosphate réductase (M6PR) chez le céleri **(Zhifang et Loescher, 2003)**. Les polyols agissent en deux manières qui sont difficiles à séparer : ce sont l'ajustement osmotique et osmoprotection. Dans l'ajustement osmotique, ils agissent comme des osmolytes pour faciliter la rétention de l'eau dans le cytoplasme et permettant la séquestration du NaCl à la vacuole ou l'apoplaste.

Les osmolytes protègent la structure cellulaire en interagissant avec les membranes, complexes protéiques, ou enzymes. Ces composés ont des caractéristiques de liaisons d'hydrogène qui leurs permettent de protéger les macromolécules des effets néfastes de l'augmentation de la force ionique dans le milieu (Crowe *et al.*, 1992). Par une association étroite entre les protéines et les composants de la membrane, les polyols compensent la perte de l'eau pendant le stress (Yancey *et al.*, 1982).

Les hydrates de carbones comme les sucres (le glucose, le fructose, la saccharose et le fructane) et l'amidon s'accumulent sous le stress salin (Parida *et al.*, 2002). Chez *Vicia faba* la salinité cause la diminution des sucres solubles (Gadallah, 1999). Sous les conditions de salinité, le taux de l'amidon diminue dans les racines du riz mais ne change pas dans la partie aérienne (Parida *et al.*, 2002). Dans les feuilles de la tomate, les taux des sucres solubles et des saccharides solubles augmentent significativement mais le taux de l'amidon n'est pas affecté par le traitement du NaCl (Khavarinejad and Mostafi, 1998)

La proline s'accumule dans les feuilles, les tiges et les racines de *Pringlea antiscorbutica* et cet osmolyte s'accumule 2 à 3 fois plus dans le cytoplasme que dans la vacuole (Aubert *et al.*, 1999).

### III.1.6.2. Protection contre le stress salin par les composés phénoliques

La salinité est parmi les facteurs abiotiques conduisant à une biosynthèse accélérée des composés phénoliques. En effet, il est probable que les composés phénoliques jouent un rôle physiologique très important dans la tolérance à la salinité, et particulièrement contre les effets oxydatifs. Dans ce contexte, les travaux conduits par Ksouri *et al.* (2007) ont montré que les teneurs en composés phénoliques ainsi que les capacités antioxydantes de *Cakile maritima*, halophyte oléagineuse, cultivée en conditions contrôlées, varient considérablement en fonction des doses de sel appliquées. Ces auteurs ont montré que la tolérance à la salinité est plus importante chez l'écotype qui accumule le plus de composés phénoliques. De même, les travaux de Navarro *et al.* (2006) sur le poivron ont montré que l'irrigation des plantes mûres par une eau modérément salée augmente le contenu des fruits en polyphénols totaux. Pareillement, ces résultats sont confirmés dans les travaux de Parida *et al.* (2004) sur les feuilles d'*Aegiceras corniculatum*, qui ont prouvé que la culture de cette espèce pendant 30 jours dans un milieu hydroponique contenant 250 mM de NaCl est capable de doubler le contenu phénolique des feuilles (de 2.4 à 0 mM NaCl à 4.6 mg.g<sup>-1</sup> MF à 250 mM NaCl). Cet enrichissement en polyphénols totaux est un mécanisme d'acclimatation des plantes à la

salinité car les composés phénoliques minimisent les effets toxiques de NaCl dans les tissus (Parida et al., 2004).

### III.1.6.3. Induction des enzymes antioxydantes

Le stress salin est complexe et implique un déficit hydrique à cause des effets osmotiques sur une large variété d'activités métaboliques (Cheeseman, 1988). Ce déficit hydrique conduit à la formation des espèces réactives d'oxygène (EROs) comme le superoxyde, le peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), le radical hydroxyl (OH) et l'oxygène singulet (O<sub>2</sub>) (Eltner, 1987). Les espèces d'oxygènes cytotoxiques activées peuvent perturber sérieusement le métabolisme à travers un dommage oxydatif des lipides, des protéines ou des acides nucléiques (Imlay et Linn, 1988). Les plantes se défendent contre ces espèces réactives de l'oxygène avec l'induction des activités de certaines enzymes antioxydantes comme la catalase, peroxydase, glutathion réductase et la superoxyde dismutase ce qui élimine les EROs.

### III.1.6.4. Effet de la salinité sur les halophytes et les glycophytes

L'eau est une source indispensable pour les végétaux. Sa présence est une condition incontournable pour que toute la plante puisse se développer et assurer ses fonctions physiologiques vitales (Calu, 2006). Cependant, cette ressource n'est pas toujours facile d'accès dans le sol, suivant le milieu naturel. Ainsi, les plantes présentes sur des surfaces sèches ou salées vont se retrouver exposées à un stress hydrique important, contre lequel elles devront lutter pour survivre. Dans le cas d'un stress salin, une double problématique se pose à l'organisme végétal: d'un côté la présence du sel, en abaissant le potentiel hydrique du sol, menace l'approvisionnement en eau de la plante. De l'autre, l'absorption du sel dans les tissus menace le bon fonctionnement physiologique des cellules. Suivant la production de biomasse des végétaux en présence de sel, quatre grandes tendances ont été discernées:

- **Les halophytes vraies:** dont la production de biomasse est stimulée par la présence de sels. Ces plantes présentent des adaptations poussées et sont naturellement favorisées par ces conditions: *Salicornia europaea*, *Suaeda maritima*...
- **Les halophytes facultatives,** montrant une légère augmentation de la biomasse à des teneurs faibles en sels: *Plantago maritima*, *Aster tripolium*... (Calu, 2006)
- **Les non-halophytes résistantes,** supportant de faible concentration de sel: *Hordeum sp.*... (Calu, 2006)
- **Les glycophytes,** sensibles à la présence de sel: *Phaseolus vulgaris*, *glycine max.*...



## III.2. COMPOSES PHENOLIQUES

Les composés phénoliques sont parmi les métabolites secondaires les plus importants du règne végétal et produites exclusivement par les plantes (**Ignat et al., 2011**). Elles constituent leurs principales substances d'interaction avec leurs environnants. Les preuves de leur présence dans les végétaux sont nombreuses (couleur des fleurs et des fruits et rougissement des feuilles à l'automne), mais le brunissement d'une plante blessée est sûrement l'un des signes les plus visibles de l'intervention des polyphénols dans sa protection (**Macheix et al., 2005**).

### III.2.1. Nature et diversité

Les composés phénoliques forment un grand groupe hétérogène de métabolites secondaires, synthétisés par plusieurs voies métaboliques, un ensemble très vaste de substances qu'il est difficile de définir d'une façon simple. Cependant, la définition la plus répandue des composés phénoliques est « tout composé ayant en commun la présence d'un ou de plusieurs cycles benzéniques portant une ou plusieurs fonctions hydroxyles » (**Macheix et al., 2006**). Ces composés interviennent dans différents domaines de la physiologie des plantes (organogénèse et croissance) et dans leur relation avec l'environnement physicochimique et biologique. De plus, ils contribuent fortement aux qualités organoleptiques comme la couleur et l'astringence des végétaux (**Dinnella et al., 2011**). La diversité de la structure biochimique des polyphénols est à l'origine d'une large gamme de propriétés incluant les propriétés redox, l'aptitude à chelater les métaux, le pouvoir absorbant dans l'ultra-violet et le visible, etc... L'une des principales fonctions, liée au potentiel d'oxydo-reduction est leur intervention dans les processus d'oxydation biologique. Les polyphénols sont présents sous forme libre ou liée (**Chu et al., 2002**) et peuvent être classés de différentes manières selon la complexité du squelette de base et son degré de modification (**tableau.02**). Les formes phénoliques varient des simples telle que le simple phénol en C6 (qui n'est pas présent naturellement chez les végétaux) et les flavonoïdes en C6-C3-C6, aux complexes lignine et tanins (**Bravo, 1998; Macheix et al., 2005**).

Les flavonoïdes représentent la classe la plus abondante parmi les polyphénols : plus de 4000 flavonoïdes ont été identifiés et la liste continue d'augmenter (**Cheyrier, 2005**). La composition phénolique diffère d'une espèce à une autre. Certains composés sont courants mais d'autres sont spécifiques à certaines plantes, c'est le cas par exemple des isoflavonoïdes qui se rencontrent essentiellement dans les légumes. Au sein d'une même espèce, la variabilité de la composition phénolique est due à l'influence des facteurs génétiques, des

conditions environnementales et du stade de développement (Cheynier, 2005; Macheix et al., 2005).

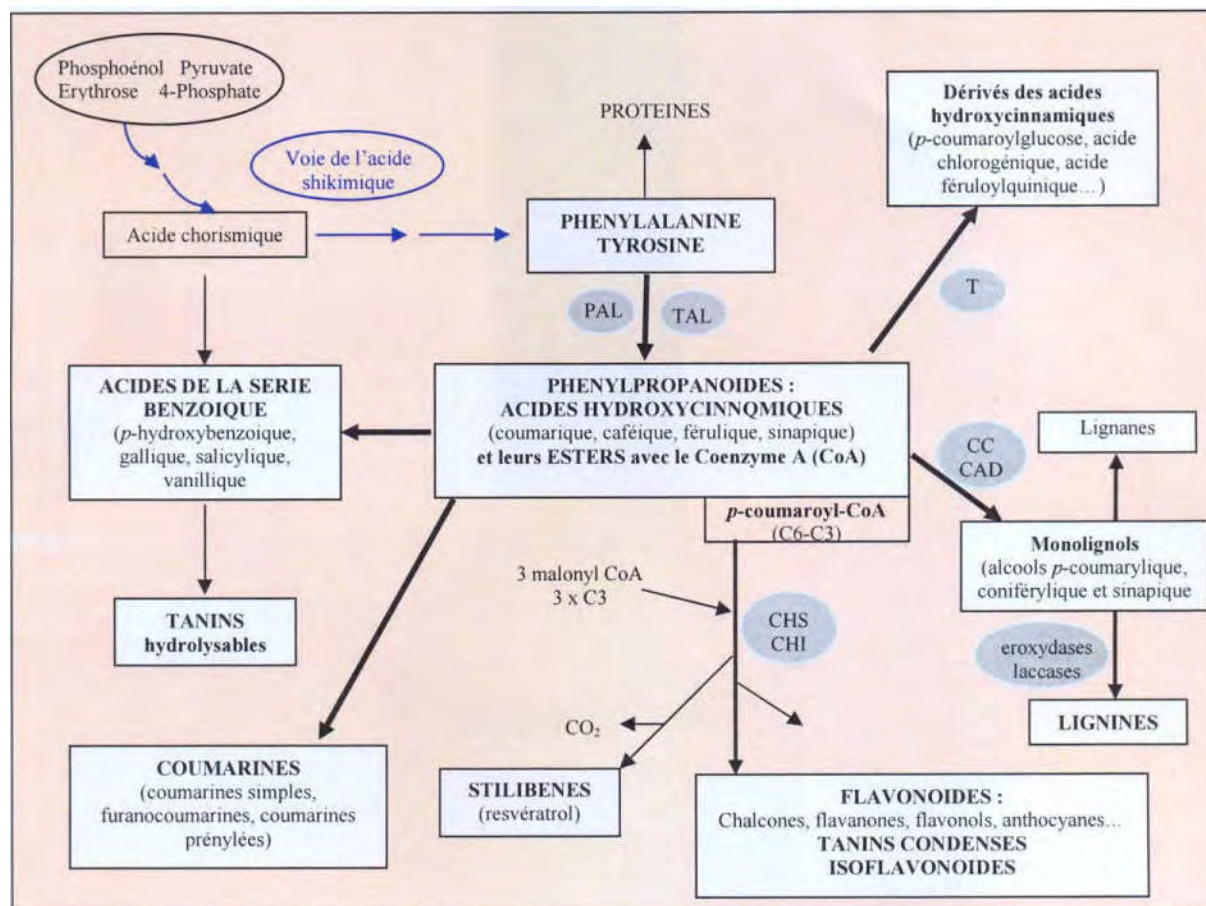
**Tableau.02.** Classification des polyphénols (Bell et Charlwood, 1980)

Nombre de carbones	Structure	Classe	Exemple
6	C <sub>6</sub>	phénol simple	catéchol
7	C <sub>6</sub> -C <sub>1</sub>	acides benzoïques et dérivés	acide <i>p</i> -hydroxybenzoïque
8	C <sub>6</sub> -C <sub>2</sub>	acetophénones acides phénylacétiques	3-acétyl-6 méthoxybenzaldéhyde acide <i>p</i> -hydroxyphényllactique
9	C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub>	Acides hydroxycinnamiques Coumarines chromones	acide férulique esculétine eugénine
10	C <sub>6</sub> -C <sub>4</sub>	naphtoquinones	juglone
13	C <sub>6</sub> -C <sub>1</sub> -C <sub>6</sub>	xanthones	mangiférine
14	C <sub>6</sub> -C <sub>2</sub> -C <sub>6</sub>	Stilbènes anthraquinones	acide lunularique émordine
15	C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> -C <sub>6</sub>	Flavonoïdes isoflavonoïdes	quercétine, cyanidine génistéine
18	(C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> ) <sub>2</sub>	lignanes	pinorésinol
n	(C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> ) <sub>n</sub>	lignines	-
	(C <sub>6</sub> ) <sub>n</sub>	mélanines	-
	(C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> -C <sub>6</sub> ) <sub>n</sub>	tanins	-

### III.2.2. Biosynthèse des composés phénoliques

Les polyphénols se forment selon la voie des phénylpropanoïdes à partir de deux acides aminés dérivant de la voie de l'acide shikimique: la phénylalanine et la tyrosine (fig.07).

La désamination de la phénylalanine par la phénylalanine ammonialyase (PAL) conduit à la formation de l'acide *trans*-cinnamique. Ce dernier est à l'origine de la séquence biosynthétique de la plupart des composés (Macheix et al., 2005).



**Figure.07.** Les grandes lignes de biosynthèse des groupes des composés phénoliques (Macheix et al., 2005).

(PAL: phénylalanine ammonialyase; TAL: tyrosine ammoniolyase; CC: cinnamate CoA réductase; CAD: cinnamyl alcool désyhydrogénase; CHS: chalcone synthase; CHI: chalcone flavonone isomérase; T: transférase).

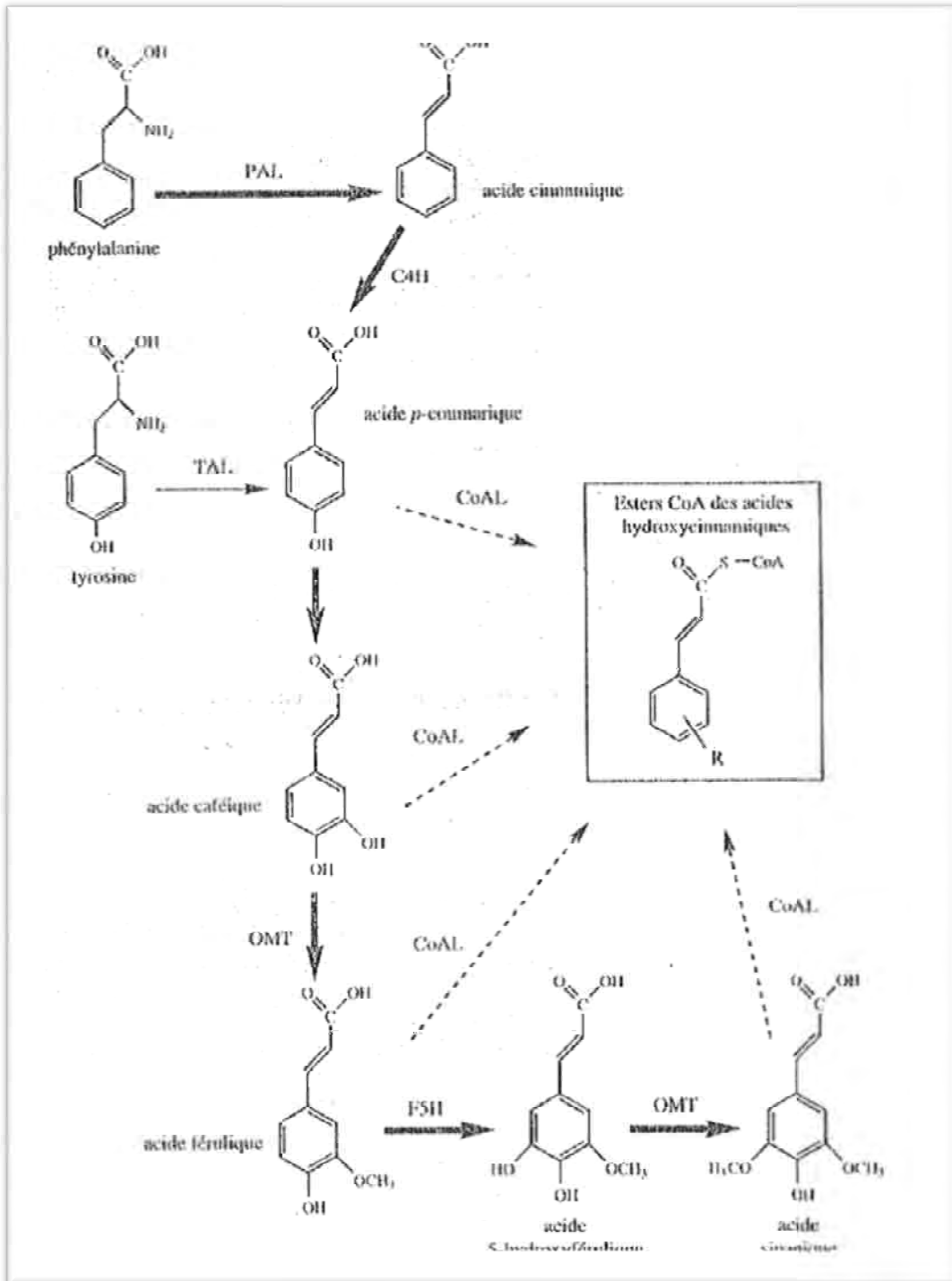
### III.2.3. Biosynthèse des acides phénoliques

La biosynthèse des acides hydroxycinnamiques (cafféique, férulique, *p*-coumarique, sinapique...) à partir de l'acide cinnamique met en jeu des séries d'hydroxylations et de méthylations catalysées par des hydroxylases et des méthyltransférases, permettant l'introduction des groupements hydroxyles (OH) et méthyles (CH<sub>3</sub>) secondaires (Dewick et Haslam, 1969; Macheix et al., 2005). Ainsi, la cinnamate-4-hydroxylase catalyse l'hydroxylation en C-4 de l'acide cinnamique fournissant l'acide *p*-coumarique (Fig.08).

La formation des dérivés des acides hydroxycinnamiques nécessite leur activation préalable sous forme d'esters avec le coenzyme A catalysée par des hydroxycinnamoyl-CoA ligases. Parmi les dérivés les plus rencontrés, on peut citer l'acide cafféoylquinique ou acide

chlorogénique issue de l'estérification avec l'acide quinique. Toutefois, les esters glucosés des acides hydroxycinnamiques (*p*-coumaroylglucose) se forment directement à partir des acides libres (Macheix et al., 2005).

Les acides hydroxycinnamiques sont rarement présents à l'état libre et sont généralement sous forme d'esters ou de glucosides.



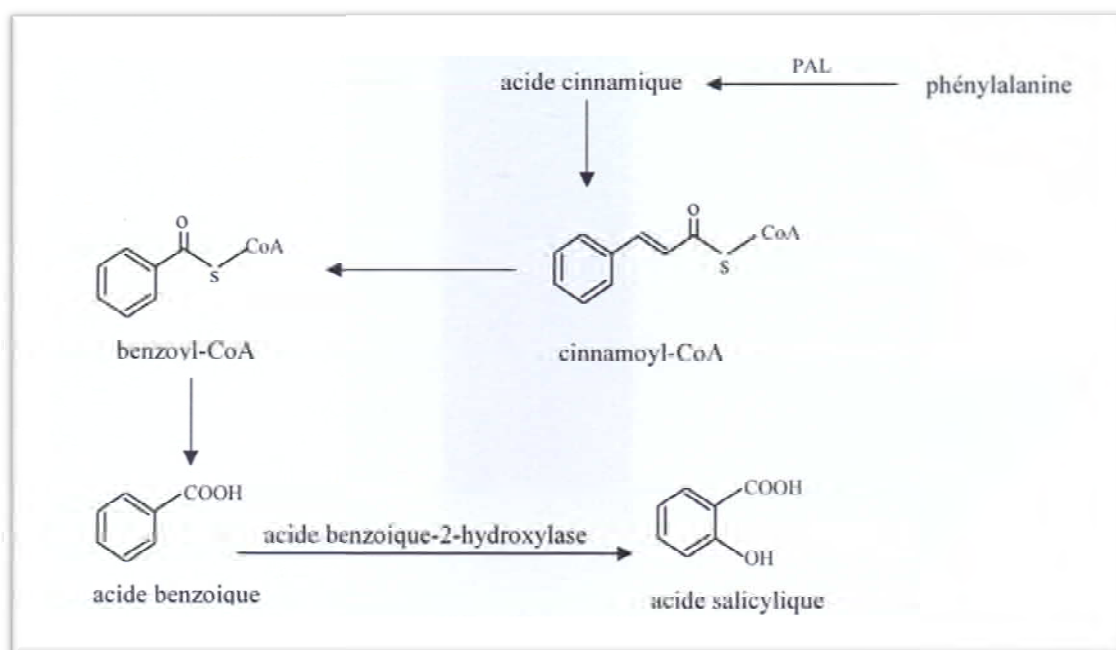
**Figure.08.** Voie de biosynthèse des acides hydroxycinnamiques et de leurs esters avec le coenzyme A (Macheix et al., 2005).

(PAL: phénylalanine ammonialyase; TAL: tyrosine ammonialyase; C4H: cinnamate-4-hydroxylase;

OMT: O-méthyltransférase; CoAL: CoA ligase; F5H: férulate 5-hydroxylase).

Les acides hydroxybenzoïques (*p*-hydroxybenzoïque, vanillique, salicylique, protocatéchiq, syringique...) peuvent être principalement synthétisés selon deux voies (**Fig.08**) : Ils peuvent dériver directement de la voie des shikimates à partir de l'acide déhydroshikimique sans passage par la phénylalanine, c'est la principale route de biosynthèse de l'acide gallique par exemple. Ou encore, ils peuvent provenir de la dégradation de la chaîne latérale des acides hydroxycinnamiques d'une manière similaire à la  $\beta$ -oxydation des acides gras (**Fig.09**). Dans ce cas, les intermédiaires sont des esters des acides hydroxycinnamiques avec le coenzyme A (**Macheix et al., 2005**). En outre, les hydroxybenzoates peuvent provenir occasionnellement de la dégradation des flavonoïdes (**Hakkinen, 2000**).

Comme les acides cinnamiques, les acides benzoïques se trouvent fréquemment sous forme d'esters ou de glycosides.



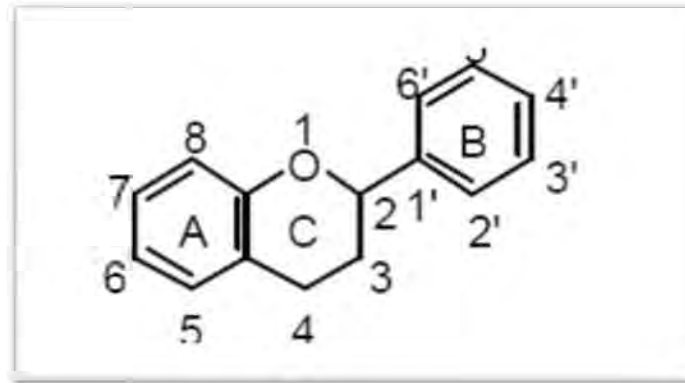
**Figure.09.** Voie de biosynthèse de l'acide salicylique (**Macheix et al., 2005**).

(PAL: phénylalanine ammonialyase).

### III.2.4. Biosynthèse des flavonoïdes

La structure de base des flavonoïdes est en C6-C3-C6, consistant en deux cycles benzéniques (cycles A et B) liés par trois carbones formant un hétérocycle oxygéné (cycle C)

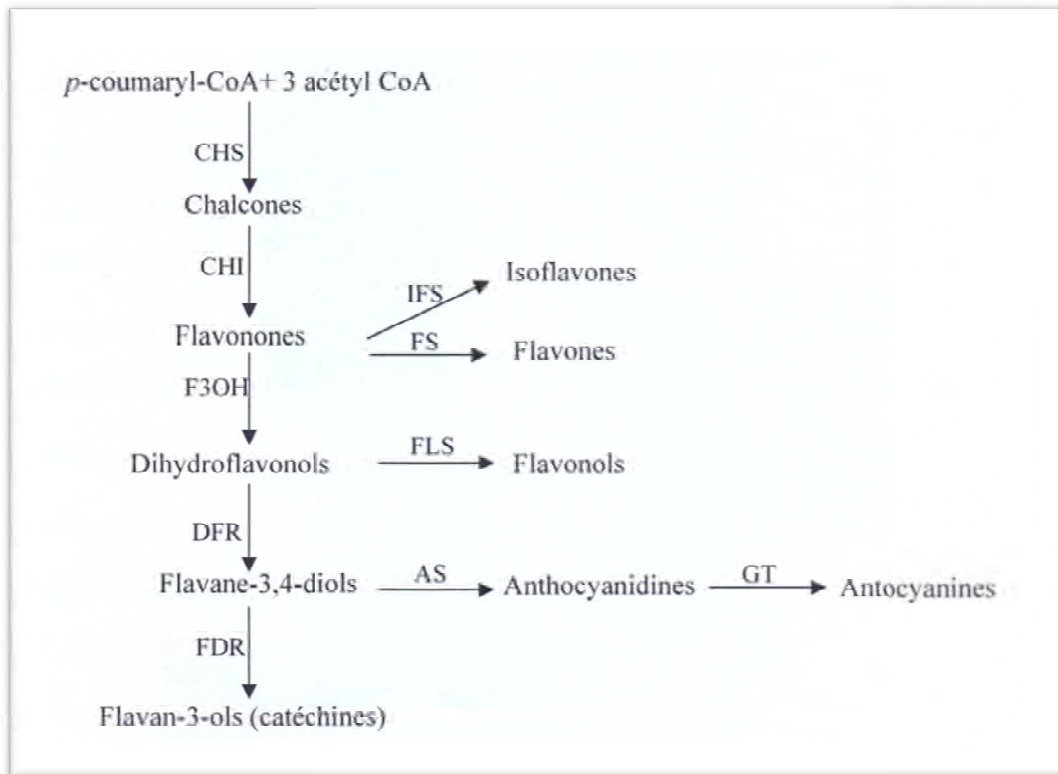
(**fig.10**).



**Figure.10.** Squelette de base des flavonoïdes.

L'étape clé de la formation des flavonoïdes est la condensation, catalysée par la chalcone synthase, de 3 acétyl CoA (à l'origine du cycle A) avec un ester d'un acide hydroxycinnamique avec le CoA en règle générale le *p*-coumaroyl-CoA (à l'origine du cycle B et de l'hétérocycle C). Le produit de la condensation est une chalcone qui représente le squelette de base de toutes les molécules de flavonoïdes (**fig.11**). La cyclisation de la chalcone par une chalcone isomérase conduit à la fermeture stéréospécifique du cycle. La biosynthèse des différents groupes de flavonoïdes implique par la suite un ensemble complexe de réactions comprenant des hydroxylations, méthylations, oxydations, réductions, glycosylations...etc (**Macheix et al., 2005**).

Les flavonoïdes se trouvent rarement à l'état libre et sont presque tous liés à des sucres (**Cheyrier, 2005; Heim et al., 2002**). Les flavanols peuvent se présenter sous forme d'oligomères et de polymères appelés tanins condensés ou proanthocyanidines car ils libèrent les anthocyanidines suite à une hydrolyse à chaud (**Cheyrier, 2005**).



**Figure.11.** Voie de biosynthèse de quelques classes de flavonoïdes (Winkel-Shirley, 2001).

(CHS: chalcone synthase; CHI: chalcone isomèrese; F3OH: flavanone-3-hydroxylase; IFS: isoflavone synthase; FS: flavone synthase; FLS: flavonol synthase; DFR: dihydroflavonol réductase; FDR: flavane-3,4-diol réductase; AS: anthocyanidine synthase; GT: glucosyltransférase).

### III.2.5. Les tanins

Les tanins tiennent leur appellation de leur effet tanneur, c'est-à-dire à la propriété de transformer la peau fraîche en un matériau imputrescible: le cuir. Ils caractérisent les végétaux supérieurs, ils sont en effet absents chez les plantes inférieures tels que les algues.

Ce sont des molécules complexes avec une masse molaire élevée allant jusqu'à 20000 Daltons (Khanbabaee et Ree, 2001). Ils peuvent précipiter les alcaloïdes et les protéines. Les tanins ont un goût astringent car ils précipitent les glycoprotéines riches en proline que contient la salive, faisant perdre à celle-ci son pouvoir lubrifiant. Cette propriété est un moyen de défense de la plante contre les agressions des herbivores (Khanbabaee et Ree, 2001).

Deux grands groupes de tanins sont distingués, ils diffèrent à la fois par leur réactivité chimique et par leur composition : les tanins condensés et les tanins hydrolysables.

**a. Les tanins condensés**

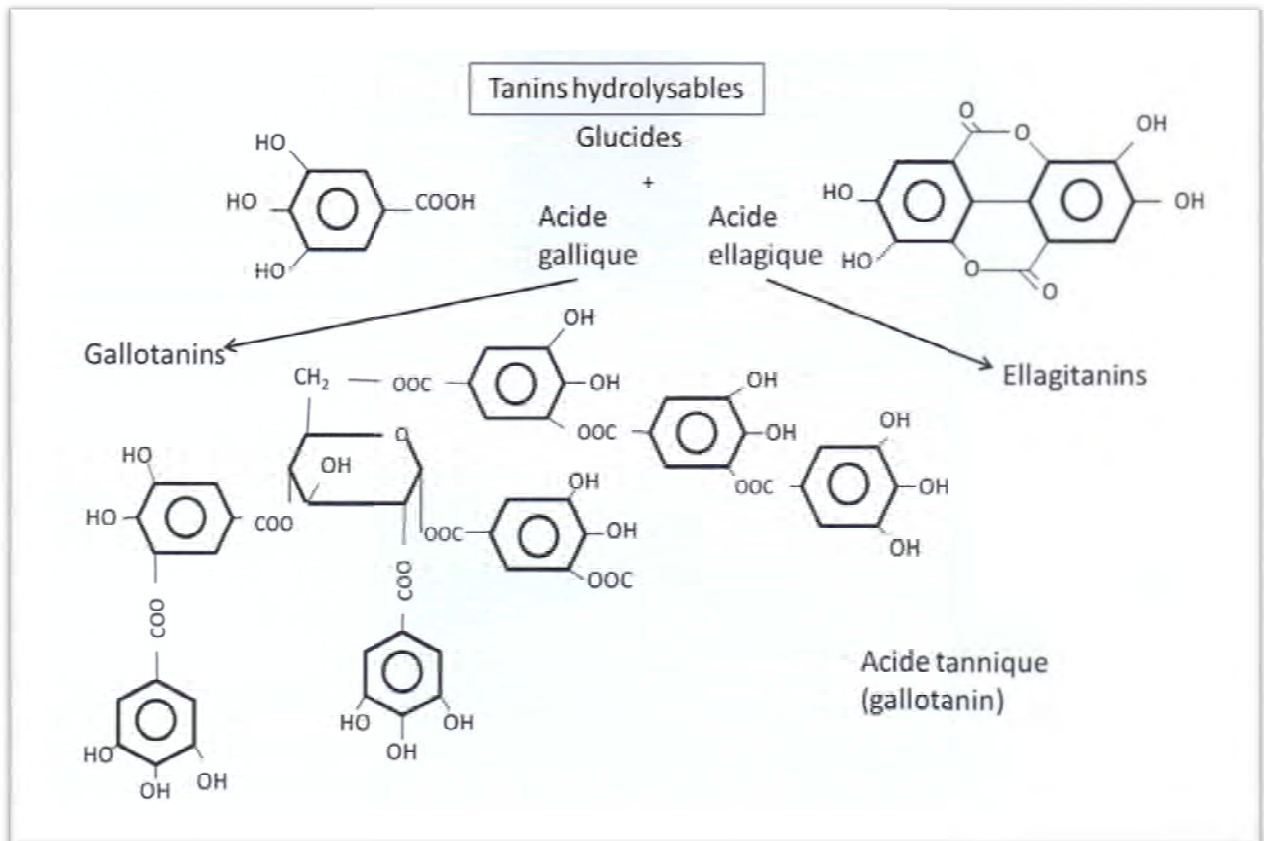
Les termes de proanthocyanidine et proanthocyanidols sont aussi utilisés par la communauté scientifique internationale comme synonyme de tanins condensés (**Souquet et al., 2000**). Ces métabolites secondaires sont largement répandus dans notre alimentation (fruits, thé...) et jouent un rôle important dans les qualités organoleptiques et nutritionnelles des produits (**Guyot et al., 2002**). Les tanins condensés sont des composés phénoliques hétérogènes, oligomères et polymères de flavanes, de flavan-3-ols, de 5-désoxyflavan-3-ols et de flavane-3,4-diols (**Ignat et al., 2011**). En considérant leurs diverses hydroxylations (au niveau des noyaux A et/ou B), les tanins condensés sont répartis en différentes sous classes comprenant les propelargonidines, les procyanidines et les prodelphinines (**Sun et Spranger, 2005 ; Castañeda-Ovando et al., 2009**).

Ces molécules possèdent des liaisons reliant leurs unités monomériques et qui sont labiles en milieu acide fort et sont par conséquent capables de libérer des anthocyanidines (ou anthocyanidols). Ces derniers sont des pigments rouges, correspondant à la partie aglycone de l'anthocyane (**Souquet et al., 2000**). Les deux groupes majeurs de proanthocyanidines sont les procyanidines et les prodelphinidines (**Castañeda-Ovando et al., 2009**). Les procyanidines sont des polymères de catéchine et d'épicatéchine, tandis que les prodelphinidines sont constituées de gallocatéchine et d'épigallocatéchine (**Souquet et al., 2000**). Outre leur degré d'hydroxylation, la structure des proanthocyanidols diffère selon les unités monomériques des constituants. D'autres critères, tels que le nombre d'unités qu'ils peuvent comporter, la nature des liaisons interflavaniques reliant ces dernières et la stéréochimie de l'ensemble complètent leur caractérisation (**Souquet et al., 2000**). Dans la structure d'un tanin condensé, on distingue l'unité supérieure, les unités intermédiaires (ou unités constitutives) et l'unité inférieure. Les unités monomériques se répartissent indifféremment dans le polymère, aussi bien dans les unités supérieures qu'en position terminale (**Souquet et al., 2000**). En plus de la nature des unités constitutives, les tanins se différencient par le nombre d'unités, appelé degré de polymérisation (DP<sub>n</sub>), qui les constituent ainsi que par le type et la position des liaisons intermonomériques (**Sun et Spranger 2005**). Les proanthocyanidines de type B se caractérisent par une liaison intermonomérique entre le carbone 4 de l'unité supérieure et le carbone 6 ou 8 de l'unité inférieure, de configuration *trans* par rapport à l'hydroxyle en position C3 (**Callemien et al., 2008**). Les proanthocyanidines de type A contiennent une liaison éther supplémentaire entre le carbone C2 et les hydroxyles 5 ou 7 du noyau A inférieur. (**Callemien et al., 2008**)



### b. Les tanins hydrolysables

Ils regroupent principalement les ellagitanins et les gallotanins (**fig.12**). Ce sont des esters d'oses et d'acides phénoliques qui s'hydrolysent facilement aussi bien chimiquement qu'enzymatiquement (**Macheix et al., 2005**). Les tanins hydrolysables sont des esters d'un sucre (ou d'un polyol apparenté) et d'un nombre variable de molécules d'acide phénol (**Fogliani, 2002**).



**Figure.12.** Structure des tanins hydrolysables.

Après hydrolyse, ces tanins libèrent une partie non phénolique (souvent du glucose ou de l'acide quinique) et une partie phénolique qui peut être soit l'acide gallique dans le cas des tanins galliques (ou gallotanins) soit un dimère de ce même acide, l'acide hexahydroxydiphényldicarboxylique (HHDP) communément dit l'acide ellagique dans le cas des tanins ellagiques (**Fogliani, 2002; Macheix et al., 2005**).

#### III.2.6. Rôle dans la physiologie de la plante

Outre l'implication des composés phénoliques dans les interactions des plantes avec leur environnement, les fonctions physiologiques des polyphénols au sein des végétaux demeurent

encore assez imprécises. Cependant, l'implication de certains composés phénoliques dans différents domaines de la physiologie de la plante a été prouvé (**Ignat et al., 2011**). Ainsi, il est actuellement admis que l'acide salicylique, outre son implication dans la mise en place de signaux à la suite de l'attaque de la plante par des agents pathogènes, est aussi impliqué dans la régulation de la floraison, de la tubérisation et de la thermogénèse (**Ferrazzano et al., 2011; Macheix et al., 2006**). Aussi, les lignines de par la nature complexe de leurs structures, contribuent à la rigidification des parois cellulaires des vaisseaux du bois. Cela permet d'une part, la conductance de la sève brute à l'intérieur de la plante et d'autre part, la formation d'une structure rigide qui participe au port dressé des végétaux ligneux (**Macheix et al., 2006**). Par ailleurs, certaines hypothèses stipulent que les composés phénoliques interviennent dans les différents processus physiologiques.

### III.2.6.1. Floraison

Grâce à une interférence positive avec les gibbérellines, les polyphénols sont capables d'inhiber la biosynthèse de l'éthylène et ils sont ainsi capables d'induire la floraison des plantes notamment celles placées en condition de dyspériode particulièrement chez les lamiacées (**Heller et al., 1995**). Par ailleurs, chez les Aracées, l'acide salicylique est responsable du phénomène de la thermogénèse qui se manifeste au cours de la floraison. Lors de ce phénomène, les fleurs mâles à la base de l'inflorescence produisent jusqu'à 100 fois plus d'acide salicylique (**Heller et al., 1995**).

### III.2.6.2. Nutrition minérale

La libération de composés réducteurs par les racines notamment les composés phénoliques tel que l'acide caféique ou l'acide aliphatique est une réponse à la carence en fer des plantes (**Jelali et al., 2010**). En effet, l'excrétion de ces composés solubles constitue le mécanisme le plus important qui affecte la dynamique du fer dans la rhizosphère. D'ailleurs, ces agents chélateurs corrigent généralement le déficit en fer, et rendent cet élément plus disponible et plus assimilable par les végétaux et jouent, par conséquent, un rôle important dans l'approvisionnement des plantes en ce nutriment (**Jelali et al., 2010**). Egalement, **Tomasi et al., (2008)** ont montré que dans des conditions de déficience en Phosphore (Pi), les racines de *Lupinus albus* L. libèrent de grandes quantités de flavonoïdes, principalement la génistéine et les dérivés d'hydroxygénistéines. Ces flavonoïdes sont sécrétés pour aider la plante à faire face à la carence en Pi, directement par la solubilisation de cet élément et indirectement par

l'inhibition de la minéralisation du citrate et la réduction de l'acquisition enzymatique du phosphore par les microorganismes de la rhizosphère (Tomasi et al., 2008).

### III.2.6.3. Rhizogénèse

Grâce à une synergie avec l'auxine, il semblerait que les acides phénoliques, en particulier les acides chlorogénique et caféique jouent un rôle important dans la différenciation des cellules impliquées dans le phénomène de rhizogénèse (Heller et al., 1995). En plus, le déficit des flavonoïdes chez des mutants de *Pétunia* entraîne la réduction de la production et de la longueur des poils absorbants par comparaison aux plantes non mutantes, ce qui suggère que les flavonoïdes jouent un rôle dans la croissance polaire (Taylor et Grotewold, 2005).

### III.2.6.4. Germination

Plusieurs composés phénoliques, notamment les acides caféique, férulique et chlorogénique, sont connus en tant qu'inhibiteurs chimiques pour leurs effets dépresseurs sur le développement embryonnaire (Heller et al., 1995). En effet, la capacité de ces molécules à s'oxyder facilement, piège l'oxygène qui ne peut plus parvenir à l'embryon. D'ailleurs, l'acide caféique, comme la coumarine, est un inhibiteur de la germination. Ces substances constituent « les blastokolines » qui empêchent les pépins de germer tant que le péricarpe n'est pas dégradé par les bactéries de la putréfaction. Ils constituent aussi les substances télotoxiques émises par les racines de certaines plantes et qui inhibent la germination des graines pouvant être tombées à leur voisinage (Heller et al., 1995).

### III.2.6.5. Germination du pollen

Certains flavonoïdes interviennent dans la régulation de la stérilité mâle chez *Pétunia hybrida*. Le grain de pollen contient normalement des glycosides de favonols très spécifiques du gamétophyte mais qui sont en revanche absents chez certaines plantes mutantes ou transgéniques. Dans ce cas, le pollen se révèle incapable de germer et le blocage peut être levé par apport au kampférol (Macheix et al., 2006). Par ailleurs, l'analyse des mutants de Maïs et de *Pétunia* a révélé que le pollen déficient en flavonoïdes ne réussit pas à produire un tube pollinique fonctionnel. Ce défaut de germination est biochimiquement complété et la fertilité est restaurée *in vitro* par l'application de flavonols spécifiques dans une suspension du pollen (Taylor et Grotewold, 2005).

#### II.2.6.6. Régulation hormonale

Certains composés phénoliques regroupés sous le nom de « phytotropines », interviennent dans la régulation du transport polarisé car ils entrent en compétition avec les transporteurs de flux d'auxine (hormone végétale impliquée dans les phénomènes d'élongation, de photo- et de gravi-tropisme et autre) (Macheix et al., 2006). D'ailleurs, un certain nombre d'expérimentations ont suggéré que des classes spécifiques de flavonoïdes peuvent agir comme inhibiteurs du transport d'auxine *in vitro* (Taylor et Grotewold, 2005). En effet, une gamme de composés flavonoïdiques ont été testés pour leur capacité à bloquer le transport de l'auxine synthétique, l'acide naphthylphthalamique (NPA) (Brown et al., 2001). La quercétine, le flavonoïde le plus actif dans cette étude, est un inhibiteur compétitif de la liaison de la NPA, ce qui suggère que les deux composés peuvent se lier à la même protéine (Taylor et Grotewold, 2005). En outre, le transport d'auxine est altéré dans les jeunes plantules d'*Arabidopsis* qui ne produisent pas les flavonoïdes. De plus, les données *in vivo* démontrent que les changements de la concentration en flavonoïdes endogènes entraînent des changements dans le transport d'auxine, ce qui renforce l'hypothèse que les flavonoïdes sont des régulateurs endogènes du transport de l'auxine (Brown et al., 2001).

#### III.2.6.7. Maturation des fruits

Certains composés phénoliques, notamment les anthocyanes, sont des marqueurs de maturation particulièrement chez les fruits charnus. Ainsi, le stade mûr de ces fruits est caractérisé par un profil polyphénolique où dominent les anthocyanes et où l'astringence due aux tanins diminue progressivement. Ceci correspond à une diminution, voire même une disparition de la chlorophylle et une apparition des pigments phénoliques synthétisés dans les chloroplastes ou dans des plastes spécialisés, les chromoplastes (Heller et al., 1995). Ce phénomène se retrouve aussi dans les autres organes où elles sont quelques fois accompagnés, lorsqu'une déshydratation progressive des tissus intervient (cas des fruits secs et des graines), par une insolubilisation des composés phénoliques et par des liaisons quasi-irréversibles avec les structures des parois cellulaires (Macheix et al., 2006).

#### III.2.7. Variabilité exogène ou externe

Les composés phénoliques interviennent dans certains domaines de la physiologie des plantes et dans leurs relations avec l'environnement physicochimique et biologique. Ainsi, ils permettent à la plante de résister aux différentes agressions, qu'elle soit abiotiques ou

biotiques ; ils favorisent la pollinisation et contribuent fortement aux qualités organoleptiques des végétaux comme la couleur et l'astringence (**Ignat et al., 2011 ; Macheix et al., 2006**).

Les effets des radiations solaires, de la température, de la sécheresse et de la salinité sur la synthèse des composés phénoliques ont été rapportés dans plusieurs études (**Ghedira., 2005 ; Bruneton, 2006; Ksouri et al., 2009 ; Karray-Bouraoui et al., 2010**) dont la plupart ont suggéré que ces contraintes environnementales induisent une réponse protectrice ou réparatrice chez les plantes par la production de ces métabolites secondaires (**Toor et al., 2006**).

### III.2.7.1. Protection contre la contrainte saline

La salinité est parmi les facteurs abiotiques conduisant à une biosynthèse accélérée des composés phénoliques. En effet, il est probable que les composés phénoliques jouent un rôle physiologique très important dans la tolérance à la salinité, et particulièrement contre les effets oxydatifs. Dans ce contexte, les travaux conduits par **Ksouri et al. (2007)** ont montré que les teneurs en composés phénoliques ainsi que les capacités antioxydantes de *Cakile maritima*, halophyte oléagineuse, cultivée en conditions contrôlées, varient considérablement en fonction des doses de sel appliquées. Ces auteurs ont montré que la tolérance à la salinité est plus importante chez l'écotype qui accumule le plus de composés phénoliques. De même, les travaux de **Navarro et al. (2006)** sur le poivron ont montré que l'irrigation des plantes mûres par une eau modérément salée augmente le contenu des fruits en polyphénols totaux. Pareillement, ces résultats sont confirmés dans les travaux de **Parida et al. (2004)** sur les feuilles d'*Aegiceras corniculatum*. Ils ont prouvé que la culture d'*Aegiceras corniculatum* pendant 30 jours dans un milieu hydroponique contenant 250 mM de NaCl est capable de doubler le contenu phénolique des feuilles (de 2.4 à 0 mM NaCl à 4.6 mg.g<sup>-1</sup> MF à 250 mM NaCl). Cet enrichissement en polyphénols totaux est un mécanisme d'acclimatation des plantes à la salinité car les composés phénoliques améliorent les effets de NaCl dans les tissus (**Parida et al., 2004**).

### III.2.7.2. Protection contre les variations thermiques

**Moor et al. (2006)** ont montré que la biosynthèse des composés phénoliques des fraises est induite par la contrainte thermique. De même, des séjours au froid entraînent la biosynthèse de plusieurs enzymes conduisant à une forte accumulation de l'acide chlorogénique ou de composés phénoliques voisins (**Macheix et al., 2005**). En outre, des études concernant l'effet

de la température sur les teneurs en polyphénols chez *Hypericum brasiliense*, ont montré que les basses températures (de l'ordre de 10 °C) entraînent une élévation du contenu en phénols solubles totaux (**De Abreu et Mazzafera, 2005**). Cependant, tous les composés phénoliques ne répondent pas de la même manière au stress thermique, la rutine et la quercitrine sont diminuées par ce traitement, tandis que les températures de l'ordre de 36 °C les augmentent.

### III.2.7.3. Protection contre les déficiences nutritionnelles

Les limitations nutritionnelles peuvent agir sur le métabolisme de ces composés phénoliques. Tel est le cas des anthocyanes des raisins et des pommes dont la biosynthèse augmente dans les conditions de déficience nutritionnelle, comme le manque de phosphore (**Christie et al., 1994**). D'autre part, la carence en fer peut induire l'augmentation de la libération des acides phénoliques par les racines (**Dixon et Paiva, 1995**). De même, les faibles quantités en azote induisent la biosynthèse des flavonoïdes et des isoflavonoïdes qui induisent à leur tour des chémo-attractants pour la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique (**Ghedira, 2005**).

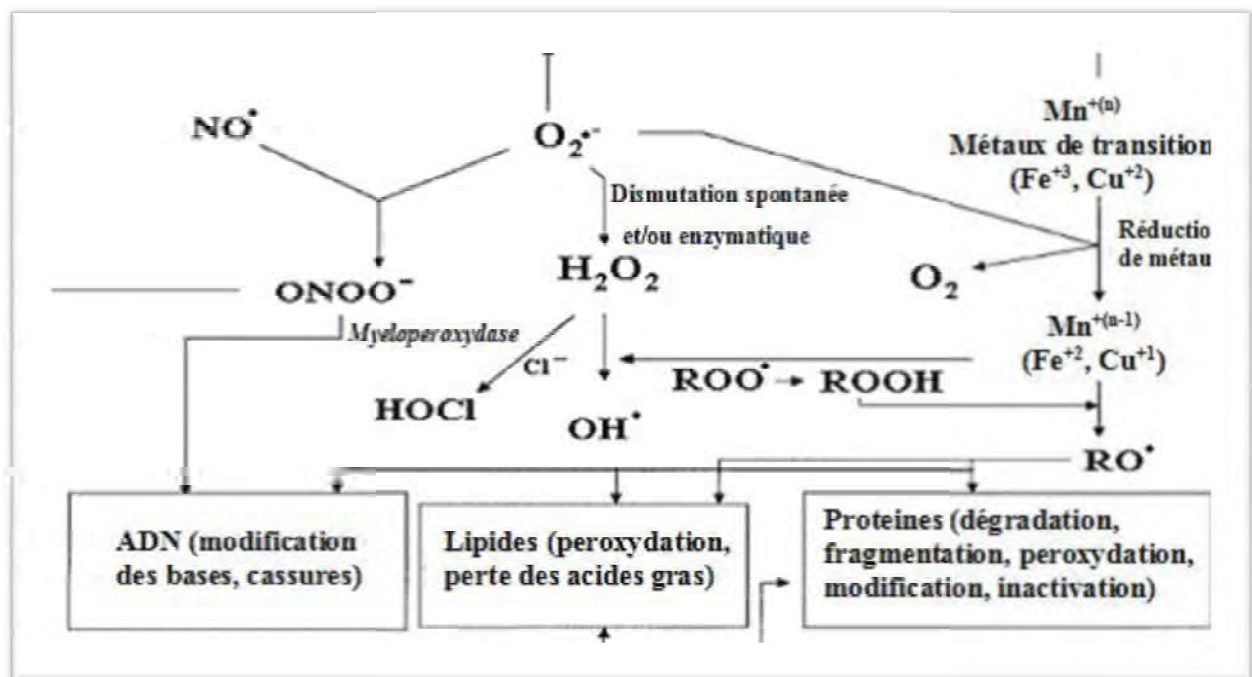
### III.2.7.4. Protection contre les rayonnements ultraviolets (UV).

Tous les composés phénoliques notamment les flavonoïdes, absorbent les rayonnements UV et participent donc à la protection des végétaux contre le rayonnement solaire, en particulier grâce à leur localisation superficielle dans les tissus (**Buer et al., 2010**). Cette localisation permet aux composés phénoliques de limiter la pénétration des UV dans le mésophylle (**Macheix et al., 2005**). Cette notion « d'écran filtre » est bien montrée notamment pour les esters hydroxycinnamiques et certains flavonols (**Ignat et al., 2011**).

### III.2.7.5. Protection contre le stress oxydatif

Il est actuellement admis que tout type de stress (biotique et/ou abiotique) aboutit à l'installation d'un stress oxydatif au niveau de la plante. Cet état de stress oxydatif se traduit par une élévation de la teneur en espèces réactives de l'oxygène ou EROs (**Kohen et Nyska, 2002**). L'accumulation des EROs a pour conséquence l'apparition de dégâts cellulaires et tissulaires souvent irréversibles (**fig.13**) dont les cibles biologiques les plus vulnérables sont les protéines, les lipides et l'acide désoxyribonucléique (**Halliwell et Gutteridge, 1999**). Ceci se traduit par des troubles graves souvent irréversibles comme les mutations de l'ADN, la peroxydation lipidique, l'apoptose prématurée et autres effets dévastateurs (**Falleh et al., 2008**). Les polyphénols sont parmi les métabolites secondaires qui possèdent des capacités

antioxydantes importantes. Cette activité est due à leur propriété redox leur permettant de neutraliser les radicaux libres et de piéger les espèces réactives d'oxygène (Xia *et al.*, 2010). En plus de ces activités antioxydantes, les polyphénols ont un grand pouvoir chélateur des ions métalliques (surtout les cations de fer et de cuivre), inhibiteur de la peroxydation des membranes lipidiques, réducteur de la formation des EROs (Kohen et Nyska, 2002; Xia *et al.*, 2010), inhibiteur de quelques enzymes en particulier les oxydases, activateur des enzymes antioxydantes et réducteur des radicaux  $\alpha$ -tocophéryl (Lin et Weng., 2006 ; Xia *et al.*, 2010).



**Figure.13.** Cibles biologiques et endommagement oxydatifs induits par les EROs (D'après Kohen et Nyska, 2002).

# **Chapitre II**

## ***Matériel et Méthodes***



# I. CARTOGRAPHIE DE L'AIRE DE REPARTITION DE L'ARGANERAIE ALGERIENNE

## I.1. MATERIEL

- Carte topographique, Feuille Merkala 1/200.000 projection Universal Transverse Merkator Algérie. UTM. Fuseau 29° ; Ellipsoïde (Clarke 1880)
- Carte de répartition de l'arganier en Algérie éditée par la DGF en 2009 (**Carte 01**) ;
- GPS GARMIN pour géo-référencer tout point sur terrain ;
- Ordinateur portable ;
- Logiciel Google Earth ;
- Logiciel MapInfo ;

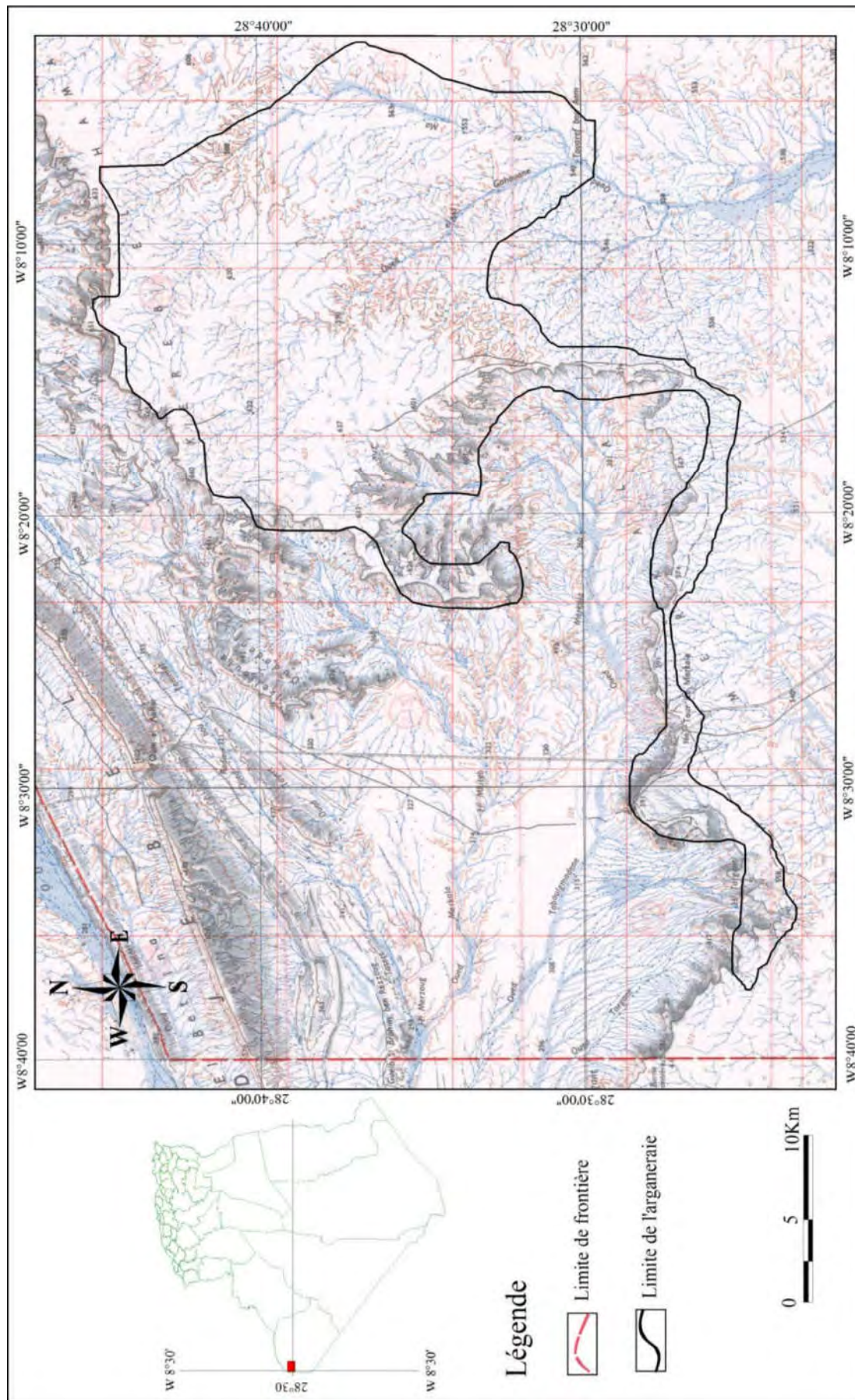
## I.2. METHODES

Notre travail s'est déroulé principalement sur trois phases : phase préparatoire (travail bureautique qui consiste à la collecte et acquisition de données existantes), phase terrain (mission de prospection et mission de travail sur terrain proprement dit), phase traitement des données et synthèse.

### I.2.1. Phase préparatoire

#### I.2.1.1. Acquisition des données

Cette phase consiste à collecter toutes les informations disponibles en relation avec notre objectif. Nous avons pu acquérir une carte de localisation de l'arganier en Algérie faite par **Morsli, 1999** (Voir **fig.04.** dans Chapitre I. I), une carte de l'aire de répartition de l'arganeraie algérienne éditée par la Direction Générale des Forêts (**DGF, 2009**) (**Carte.01**), des Modèles Numériques de Terrain (MNT) des dalles de 1°, avec une résolution de 30m de toute la région de Tindouf, une carte topographique feuille de MERKALA 1/200.000.



Carte.01. Répartition de l'arganier en Algérie (source DGF, 2009)

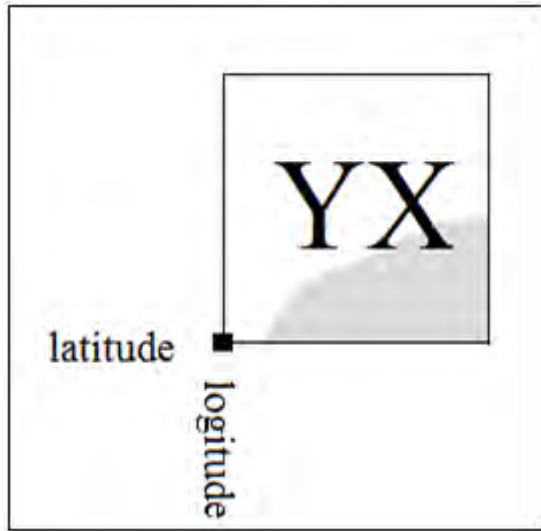
### **I.2.1.2. Traitement des données**

Nous avons procédé au traitement de certains documents acquis avec le logiciel MapInfo afin de tirer des informations modélisables. Après avoir scanné et callé la carte topographique, nous avons vectorisé le réseau hydrographique, le réseau routier et la frontière algéro-marocaine. Ensuite, à partir des MNT nous avons généré les courbes de niveaux, la carte des pentes, la carte des orientations des pentes et la carte d'orographie.

### **I.2.1.3. Quadrillage de prospection**

Afin de rendre le travail de prospection sur terrain plus efficace et facile, nous avons superposé sur la carte de répartition de l'arganier édité par la DGF, une grille composée de mails géo-référés (**Tazi et al., 2003**) de deux kilomètres pour chaque coté (soit 4 Km<sup>2</sup>), puis chaque carré a été codifié et sera identifié sur terrain par les coordonnées géographiques du coin inférieur-gauche de chaque carré (Projection UTM, Datum WGS84, zone 29 Nord, Unité mètre) (**Fig.14 et 15**). Le **tableau.03** nous permet de reconstituer les coordonnées géographiques (latitude et longitude) du coin inférieur-gauche de chaque carré, exprimées en mètre.





**Figure.15.** codage des coordonnées d'un carré de la grille

**Tableau.03.** codage des coordonnées (X, Y) des carré de la grille (Projection UTM, Datum WGS84, zone 29 Nord, Unité mètre).

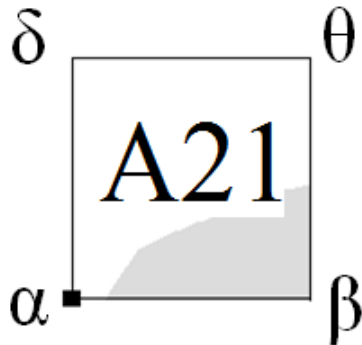
Chiffre (longitude)	X (mètre)
1	536000
2	538000
3	540000
4	542000
5	544000
6	546000
7	548000
8	550000
9	552000
10	554000
11	556000
12	558000
13	560000
14	562000

Lettre (latitude)	Y (mètre)
A	3180000
B	3178000
C	3176000
D	3174000
E	3172000
F	3170000
G	3168000
H	3166000
I	3164000
J	3162000
K	3160000
L	3158000
M	3156000
N	3154000

15	564000
16	566000
17	568000
18	570000
19	572000
20	574000
21	576000
22	578000
23	580000
24	582000
25	584000
26	586000
27	588000
28	590000
29	592000

O	3152000
P	3150000
Q	3148000
R	3146000
S	3144000
T	3142000
U	3140000

**Exemple :** L'identification des coordonnées des bornes du carré A21 se fait à partir du point  $\alpha$ , dont la latitude et la longitude seront déduites à partir du tableau.03 et les trois autres coins du carré, c'est-à-dire  $\beta$ ,  $\delta$  et  $\theta$ , seront déterminés selon les formules ci-dessous.



La reconstitution des coordonnées des bornes ( $\alpha$ ,  $\beta$ ,  $\delta$ ,  $\theta$ ) du carré A21 :  $\alpha$  correspond à (576000,318000) unité mètre

$\beta$  :  $(x(A21)+2000 ,y(A21))$  , donc  $\beta$  (57800,318000)

$\delta$ :  $(x(A21),y(A21) +2000 )$ , donc  $\delta$  (57600,320000)

$\theta$ :  $(x(A21)+2000 ,y(A21) +2000 )$ , donc  $\theta$  (57800,320000)

## I.2.2. Phase terrain

### I.2.2.1. Mission de prospection

Cette mission a duré 6 jours, où nous avons parcouru toute la zone en quadrillage (**fig.14**) avec un guide forestier qui connaît l'espèce et le terrain. Durant cette mission nous avons visé principalement trois objectifs. Le premier étant de se familiariser avec le terrain pour soulever toutes les contraintes pour en tenir compte lors des prochaines missions. Le deuxième objectif est de noter les coordonnées géographiques des extrémités de l'arganeraie algérienne (seulement le premier et le dernier sujet d'arganier au niveau de tous les Oueds) afin de vérifier l'exactitude de la carte de l'aire de répartition de l'arganier éditée par la DGF. Le troisième objectif est de fixer le type d'échantillonnage le plus approprié.

Chose importante qu'il faut noter est la présence d'une maison forestière appartenant à la Conservation des Forêts de la wilaya de Tindouf au sein même de l'arganeraie, cet emplacement pourrait être le point de départ pour les prochaines missions et ainsi un gain de temps et d'énergie, car notre site d'étude est éloigné de 120 km du Chef lieu de la wilaya (environ 4 heures de route allée/retour).

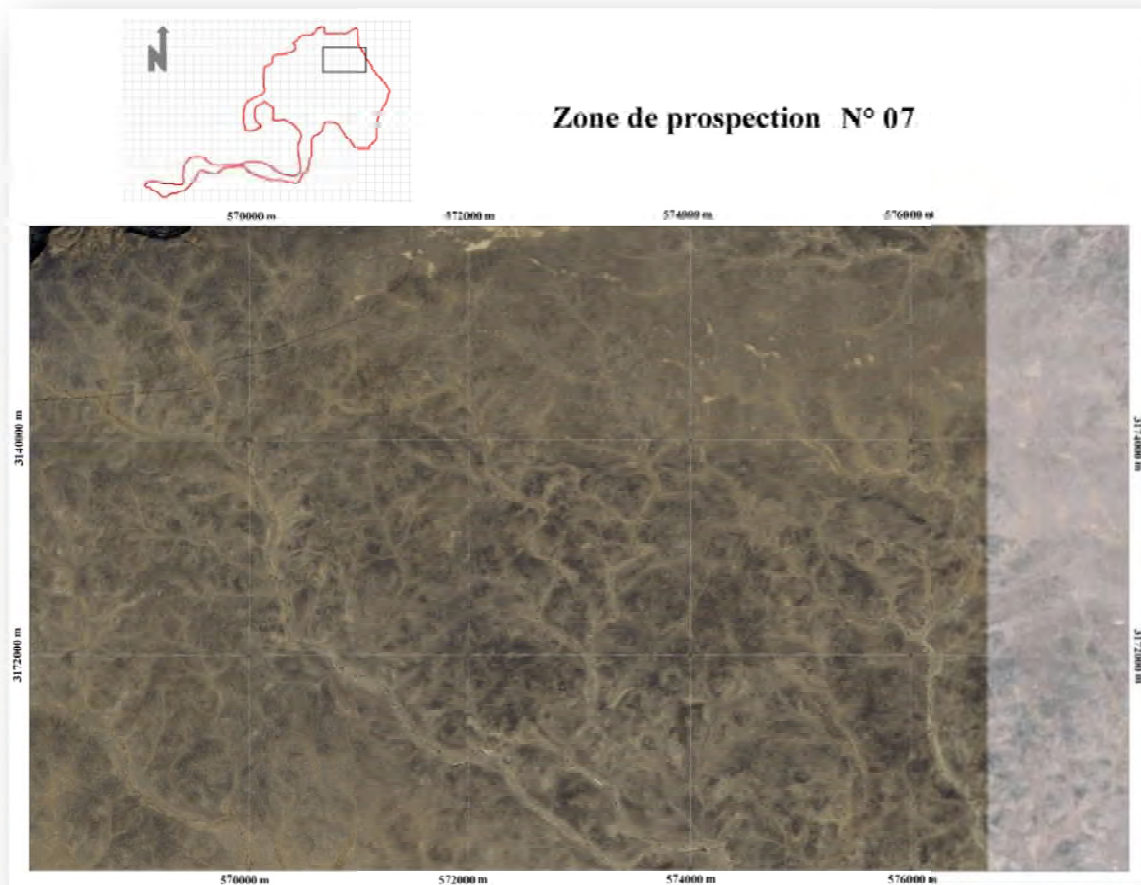
### **I.2.2.2. Mission de travail sur terrain**

Cette mission a duré 32 jours. Les résultats de la mission de prospection nous ont permis d'opter pour un échantillonnage systématique selon un réseau systématique de lignes correspondant au réseau hydrographique car cette espèce est une ripicole (localisée seulement dans des cours d'eau). Nous avons aussi préparé une fiche d'enquête (voir le modèle en annexe). Pour faciliter davantage le travail sur terrain et avoir une idée sur la physionomie de la végétation globale dans notre zone d'étude, nous avons superposé le quadrillage de mails géo-référencés sur des images google earth. Cette méthode nous permet de fragmenter l'aire de répartition de l'arganier en plusieurs habitats distincts, ainsi que la prise en compte du critère physionomique des peuplements, du cortège floristique, du taux de recouvrement et de la typologie des stations.

Le travail sur terrain est organisé par zone de prospection où chaque zone englobe 15 carrés géo-référencés (**fig.16**).

L'objectif de cette mission est de collecter le maximum d'information possible pour l'élaboration d'une carte précise de l'aire de répartition de l'arganier dans la région de Tindouf-Algérie-.





**Figure.16.** Superposition du maillage sur une image Google Earth (exemple d'une zone de prospection).

### **I.2.3. Phase traitement des données et synthèse**

Cette phase est l'ultime étape pour l'élaboration de la carte de l'aire de répartition de l'arganier dans la région de Tindouf (Algérie). Cette étape prend en considération toutes les informations recueillies avant et après la phase terrain. Nous avons synthétisé toutes les cartes élaborées sous forme de couches pour que nous puissions en faire la superposition numérique. En parallèle à cela, nous avons généré d'autres couches issues des informations mentionnées sur la fiche d'enquête à savoir la présence et/ou absence des sujets d'arganier et leur densité. Enfin durant cette étape, nous avons pu corriger les erreurs sur la carte des limites de l'arganier éditée par la DGF en 2009.

Pour l'élaboration de la carte de l'aire de répartition de l'arganier en Algérie et tirer toutes les informations nécessaires pour sa caractérisation, nous avons utilisé les cartes ou couches

suivantes : le réseau hydrographique, les limites de la frontière algéro-marocaine, les limites de l'aire de répartition de l'arganier (après correction), la présence/absence des sujets d'arganier, la densité des sujets d'arganier, l'emplacement de la maison forestière, la végétation globale, l'emplacement des relevés phytoécologiques, la toponymie.

La fusion de toutes ces informations nous a permis d'établir la carte de l'aire de répartition de l'arganier en Algérie (région de Tindouf)

## II. CARACTERISATION STRUCTURALE DE L'ARGANERAIE ALGERIENNE

### II.1. MATERIEL

Pour la caractérisation du peuplement d'arganier de la wilaya de Tindouf, nous avons utilisé le matériel suivant :

- **Croix du bûcheron.** Afin d'estimer la hauteur des arbres d'arganier,
- **GPS GARMIN.** Qui nous a permis de géoréférencer tout point sur terrain ;
- **Ruban métrique.** Utiliser avec la croix du bucheron (mesurer la distance entre l'utilisateur et l'arbre correspondant ainsi à la hauteur. Aussi pour l'estimation du houppier ;
- **Carte topographique.** De la wilaya de Tindouf –Algérie– : feuille Merkala 1/200 000 projection : Universal Transverse Merkator Algérie. UTM. Fuseau 29° ; Ellipsoïde (Clarke 1880) ;
- **Semences d'arganier.** Collecter de trois localités différentes durant l'année 2011 ;
- **Germoirs.** Contenant du terreau pour effectuer le test germinatif des semences de l'arganier ;
- **Logiciel MINITAB, 2000.** Utilisé pour le traitement statistique des données.

### II.2. METHODES

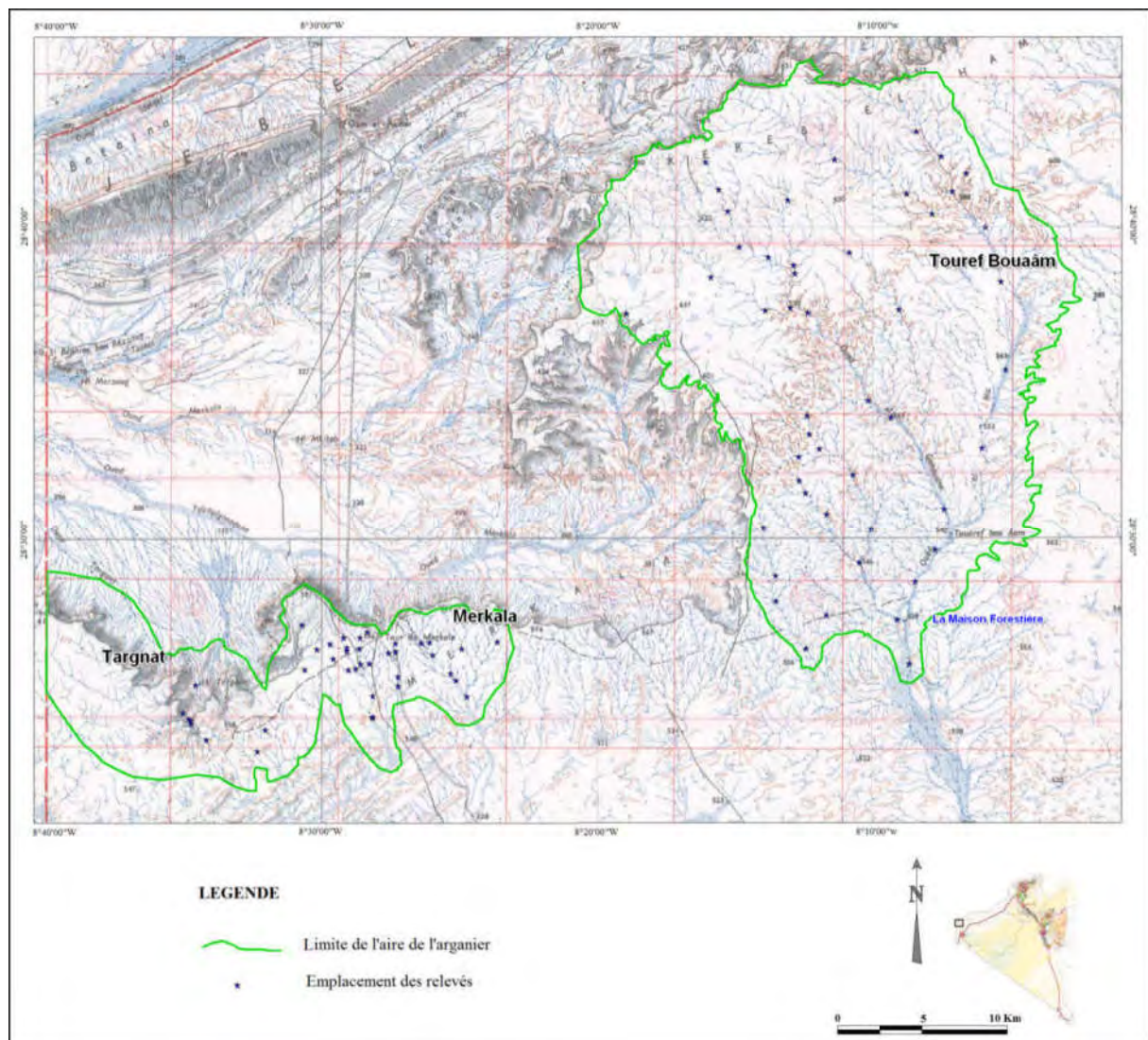
#### II.2.1. Zone d'étude

La zone d'étude est localisée au nord-ouest de la wilaya de Tindouf (sud-ouest algérien) sur une superficie de 296.000 ha entre 8°05'00'' W et 8°40'00'' W, 28°25'00'' N et 28°45'00'' N (**Fig.17.**). Notre zone d'étude est caractérisée par un climat saharien à hiver frais, maritime sous l'effet des vents humides venant de l'océan atlantique. Ces conditions climatiques donnent à la région une grande originalité floristique (**Chevalier, 1943**). Nous signalons que la quasi totalité de la végétation de la région de Tindouf se rencontre dans les lits d'Oueds et les dépressions car les terrains au Nord et à l'Ouest sont constitués de Reg et de Hamada.

### II.2.2. Echantillonnage

Nous avons opté pour un échantillonnage systématique où les relevés phytoécologiques (**fig.18**) ont été placés au hasard les uns après les autres selon un réseau systématique de lignes correspondant au réseau hydrographique (**Long, 1974**). Lors de notre travail sur terrain nous avons tenu compte des critères suivants :

- Recouvrement de la végétation globale ;
- Densité des sujets d'arganier ;
- Apparition de nouvelles espèces du cortège floristique ;
- Changement dans le relief où le substrat.



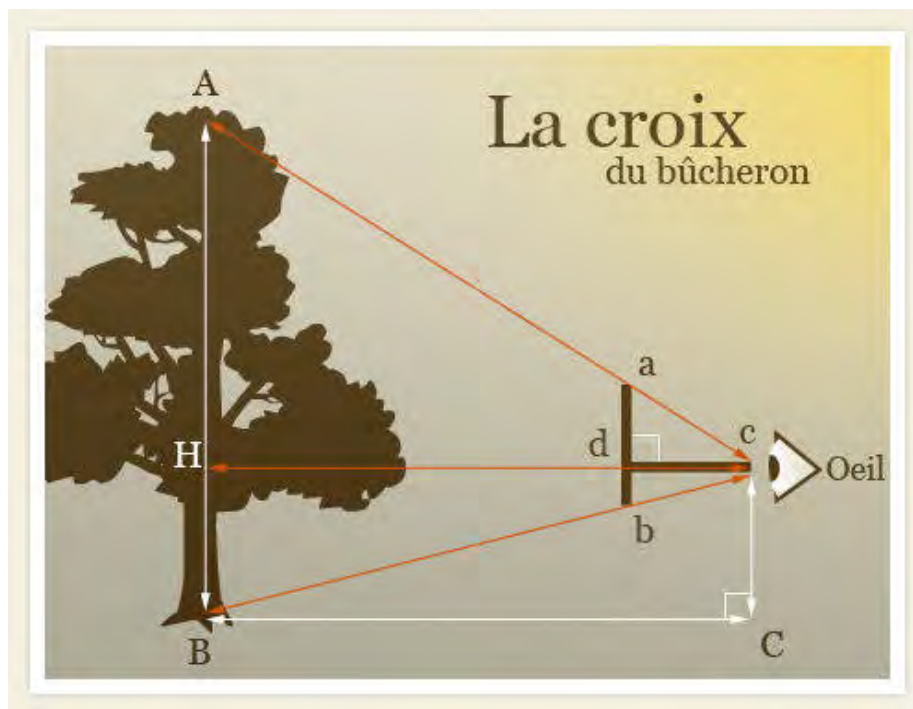
**Figure.18.** Emplacement des relevés phytoécologiques.

### II.2.3. Estimation de la hauteur des arbres

Nous avons estimé la hauteur des arbres à l'aide d'une croix de bûcheron (**fig.19**), dont le principe est de prendre deux baguettes (20cm de longueur) de mêmes dimensions et droites (**ab=cd**). Placer la première en position horizontale (parallèle au plan du sol) et la seconde perpendiculairement à la 1ère. Se placer face à l'arbre, à une distance approximativement voisine de sa hauteur. Puis, avancer ou reculer de manière à faire coïncider :

- Le pied de l'arbre, le bas de la baguette verticale et son œil sur une même ligne (**cB**)
- La cime de l'arbre, le haut de la baguette verticale et son œil sur une même ligne (**cA**)

Lorsque les deux extrémités de l'arbre correspondent aux extrémités de la baguette verticale, mesurer la distance vous séparant de l'arbre (**BC**). La hauteur de l'arbre (**AB**) est alors égale à la distance (**BC**).



**Figure.19.** Principe de la croix du bûcheron

#### II.2.4. Estimation du recouvrement du houppier

Cette estimation est faite à partir de la surface sur le sol issue de la projection des extrémités latérales du houppier. Les houppiers des arbres d'arganier sont simulés à des formes géométriques à partir desquelles la surface est déterminée. La détermination de la surface est estimée comme suit :

- **Cercle** : si la forme du houppier est simulée à une forme géométrique sous forme d'un cercle, la surface est déterminée par la formule suivante :  
$$S = \pi r^2$$
 (où  $\pi = 3.14$  et « r » rayon du cercle), exprimée en  $m^2$ .
- **Rectangle** : si la forme du houppier est simulée à une forme géométrique sous forme d'un rectangle, la surface est déterminée par la formule suivante :  
$$S = \text{longueur} \times \text{largeur}$$
, exprimée en  $m^2$ .
- **Triangle** : si la forme du houppier est simulée à une forme géométrique sous forme triangulaire, la surface est déterminée par la formule suivante :  
$$S = (\text{Base} \times \text{Hauteur}) / 2$$
, exprimée en  $m^2$ .
- **Carré** : si la forme du houppier est simulée à une forme géométrique sous forme d'un carré, la surface est déterminée par la formule suivante :  
$$S = c^2$$
 (où « c » est la longueur du côté), exprimée en  $m^2$ .

Les formes les plus rencontrées au sein de l'arganeraie sont : le cercle et le rectangle.

#### II.2.5. Estimation de la densité des arbres d'arganier

La densité a été déterminée par un comptage du nombre d'arbre par hectare au niveau de chaque relevé phytoécologique.

#### II.2.6. Test germinatif des graines d'arganier

Durant l'échantillonnage, nous avons collecté des semences dans chaque zone à arganier. L'essai est réalisé à la base avec 72 semences pour chaque zone soit 216 graines d'arganier pour tout le protocole expérimental. Après un trempage dans de l'eau tiède durant 48 heures (Nouaim, 1994), les semences sont placées dans des alvéoles contenant du terreau à une profondeur de 2 cm (Arif, 1994) sous serre où la température moyenne durant l'essai varie entre 25° et 28° (Berka et Harfouche, 2001). Après 01 mois de l'essai, le facteur le plus

important de la germination qu'est le pouvoir germinatif ou le taux de germination est déterminé pour chaque zone. Par définition le pouvoir germinatif est le nombre de graines germées par rapport au nombre total de graines, calculé par la formule suivante :

**TG = (Nombre de semences germés/Nombre total des semences) x 100 (exprimé en %)**  
**(Maziliak, 1982).**

Pour donner une signification aux résultats nous avons eu recours à l'analyse de la variance à un facteur contrôlé, qui est le facteur provenance, où nous avons comparé les moyennes obtenues pour chaque zone. Le test de Newman et Keuls nous permettra par la suite de faire ressortir les groupes homogènes en matière de pouvoir germinatif.

### III. CARACTERISATION DE L'HUILE D'ARGAN ALGERIENNE

#### III.1. Extraction de l'huile d'argan

L'huile d'argan d'Algérie utilisée, dans ce travail, est une huile non torréfiée, pressée à froid et extraite de manière traditionnelle. Elle est appelée aussi huile artisanale. Le procédé traditionnel comprend quatre principales étapes :

##### III.1.1. Concassage des fruits

Après le dépulpage des fruits vient le concassage des graines, il est réalisé entre deux pierres, l'une sert comme support et l'autre comme marteau. C'est l'étape la plus pénible en raison de l'effort physique qu'elle requiert (**photo.07**)



**Photo.07.** Concassage des fruits de l'arganier (photo Kechebar)

##### III.1.2. Ecrasement manuel

Les amandes subissent un écrasement à l'aide d'une meule généralement en pierre, semblable à celle utilisée dans la mouture artisanale des céréales. La pâte extraite est accumulée dans un récipient pour le malaxage.





**Photo.08.** Ecrasement manuel des amandes de l'arganier (photo Kechebar)

### III.1.3. Malaxage de la pâte

Il se fait manuellement avec ajout d'une petite quantité d'eau tiède pour obtenir une pâte onctueuse. Toutefois, cette opération conditionne la qualité de l'huile. Ainsi, une augmentation prononcée de l'eau sera à l'origine de la diminution de la qualité de l'huile (**photo.09**)



**Photo.09.** Malaxage de la pâte d'arganier (photo Kechebar)

### III.1.4. Pressage de la pâte

La pâte obtenue est pressée manuellement en libérant de l'huile sous forme de gouttelettes en ajoutant bien évidemment de l'eau (**photo.10**)



**Photo.10.** Pressage de la pâte d'arganier (photo Kechebar)

### **III.2. Détermination du degré d'altération (acidité)**

La détermination de l'acidité de l'huile a été réalisée conformément au règlement (ISO, 660). L'acidité est exprimée en pourcentage d'acide oléique et elle est déterminée par titration directe de l'huile dans l'éthanol avec une solution de soude. 5g d'huile d'argan sont additionnés à 30 ml d'alcool neutralisé puis agiter vigoureusement. Par la suite, ce mélange est titré par une solution de soude de normalité (0,177 N) en présence d'un indicateur coloré, la phénolphtaléine. Les acides gras libres sont totalement neutralisés lorsque la phénolphtaléine vire au rose persistant durant au moins 10 secondes.

### **III.3. Indice de peroxyde (IP)**

L'indice de peroxyde est le nombre d'hydroperoxydes de l'huile formés au cours de la conservation par auto-oxydation (exprimé en milliéquivalents grammes d'oxygène par kg de corps gras). Un gramme d'huile est additionné de 10 ml d'acide acétique puis d'un ml d'une solution saturée de potassium exempte d'iode et d'iodate. Après agitation, la solution est maintenue pendant 5min à l'abri de la lumière (ISO, 3960). Par la suite, un ajout de 50 ml d'eau distillée et un titrage par une solution aqueuse de thiosulfate de sodium (N/100) en présence d'empois d'amidon (2%) comme indicateur sont effectués.

### **III.4. Détermination de la teneur en eau et en matières volatiles**

La teneur en eau et en matières volatiles est la perte de masse subie par le produit après chauffage à  $103^{\circ}\text{C}\pm 2^{\circ}\text{C}$  (ISO, 662). Une vase contenant 5g d'échantillon est maintenue pendant une heure dans l'étuve à  $103^{\circ}\text{C}$ . Après refroidissement jusqu'à la température ambiante, la vase est pesée. Les opérations de chauffage, de refroidissement et de pesée se répètent mais avec des séjours successifs dans l'étuve de 30 min chacun, jusqu'à ce que la perte de masse entre deux pesées successives ne dépasse pas 2mg.

### **III.5. Détermination du pourcentage insaponifiable**

Les matières insaponifiables sont toutes les substances présentes dans le produit qui, après saponification de celui-ci par l'hydroxyde de potassium et extraction par un solvant spécifié (l'oxyde diéthylique), ne sont pas volatiles dans les conditions opératoires spécifiées. Il s'agit de saponifier le corps gras par traitement à l'ébullition à reflux avec une solution éthanolique d'hydroxyde de potassium. L'insaponifiable est extrait de la solution de savon par de l'oxyde diéthylique. Suite à l'évaporation du solvant, on procède à la pesée du résidu après séchage.

### **III.6. Analyses en spectroscopie UV : détermination de l'absorbance K232 et K270**

Dans un premier temps, il faut dissoudre 0,25g de l'échantillon avec 25 millilitres du solvant (cyclohexane) puis mélanger soigneusement. Par la suite, il faut remplir une cuve en quartz avec cette solution d'essai et à l'aide du spectromètre, mesurer les absorbances aux longueurs d'onde comprises entre 220 et 320 nm en utilisant comme référence le solvant utilisé pour la dilution (ISO 3656).

### **III.7. Analyse des acides gras**

#### **III.7.1. Obtention des esters méthyliques des acides gras (EMAG).**

Avant de faire l'analyse des acides gras par chromatographie en phase gazeuse (CPG, marque Agilent 6890 N), il est nécessaire de les convertir en dérivés volatils à faible poids moléculaire : les esters méthyliques. Les esters méthyliques des acides gras sont préparés à partir de la matière grasse, puis analysés par chromatographie en phase gazeuse sur colonne capillaire. Les acides gras sont identifiés en fonction de leurs temps de rétention. Leur taux est

déterminé par le rapport entre l'aire des pics correspondants et la somme des aires des pics de tous les acides gras. Une quantité connue d'huile (0.1g), deux volumes de 3 ml d'hexane et 0.5 ml d'une solution de KOH (0.2 N) sont mélangés dans un tube en verre (Stéfanoudaki et al., 1999). Après agitation, la phase supérieure qui renferme les esters méthyliques est récupérée puis injectée dans la CPG.

### III.7.2. Identification des acides gras par CPG.

L'analyse des acides gras par CPG nécessite leur transformation en composés plus volatiles en EMAG. Le principe de la CPG repose sur la fragmentation des composés suite à leur bombardement par un flux d'électrons et leur exposition à des champs électriques. Les ions libérés seront classés selon leur rapport masse/charge. Le gaz vecteur est l'hélium, avec une pression de 11,7 psi et un débit constant à 1.2 ml/min dans la colonne (COI, 2001). La température du four au moment de l'injection est de 150°C puis elle suit un gradient linéaire jusqu'à 200°C à raison de 5°C par minute puis maintenue constante à 200°C pendant 5 min. La colonne capillaire utilisée est à phase stationnaire polaire ce qui permet la séparation des esters méthyliques des acides gras à la fois en fonction de la longueur de leur chaîne carbonée et de leur degré d'insaturation.

### III.8. Détermination de la composition en stérols

La matière grasse est saponifiée avec de l'hydroxyde de potassium en solution éthanolique, puis l'insaponifiable est extrait avec de l'éther éthylique. La fraction stérolique est séparée de l'extrait insaponifiable par chromatographie sur plaque de gel de silice basique; les stérols récupérés dans le gel de silice sont transformés en triméthylsilyléthers par le réactif de silylation (mélange de pyridine-hexaméthylidisilazane-triméthylchlorosilane) dans une proportion de 50 µl par milligramme de stérols et analysés par chromatographie en phase gazeuse sur colonne capillaire. L'injection de 1 µl de la fraction stérolique dans la CPG (Agilent 6890 N) permet de déterminer sa composition stérolique en utilisant de la bétuline comme étalon interne. La température de la colonne est de 260°C ±5°C, et la vitesse linéaire du gaz vecteur hélium 20 à 35 cm/s (COI, 2001).

### III.9. Dosage des chlorophylles et des caroténoïdes

Les échantillons d'huiles (7.5g) sont dilués dans 25 ml de cyclohexane (**Romero et al., 2003**). Le mélange est homogénéisé et la lecture de son absorbance est mesurée à deux longueurs d'ondes (à 470nm pour les caroténoïdes et à 670nm pour les chlorophylles). Les teneurs en chlorophylles et en caroténoïdes sont exprimées en mg de phéophytine/kg d'huile et en mg de lutéine /kg, respectivement.

### III.10. Dosage des polyphénols totaux

#### III.10.1. Extraction.

2g d'huile sont ajoutés à 4 ml d'hexane et 2 ml d'éthanol à 80% (v/v) puis agiter pendant 30 minutes. Cette opération est répétée trois fois au bout desquelles, le mélange est centrifugé à 3000 rpm pendant 30 min. La récupération des deux fractions saponifiable (glycéridique) et insaponifiable séparément est faite par une pipette pasteur.

#### III.10.2. Dosage.

Une prise de 125 µl de chaque fraction insaponifiable est ajoutée à 500 µl d'eau distillée et 125 µl du réactif de Folin-Ciocalteu. Après un repos de 3 min, 1250 µl de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> (7%) sont additionnées puis le volume final est ramené à 3 ml avec de l'eau distillée. Après une incubation de 90 min, la DO est mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre à 760 nm (**Dewanto et al., 2002**). Les teneurs en polyphénols sont exprimées en mg d'équivalent acide gallique par gramme d'huile (mg EAG g<sup>-1</sup> H).

## **IV. SALINITE ET COMPOSES PHENOLIQUES CHEZ L'ARGANIER**

### **IV.1. MATERIEL**

- Extracteur de type soxhlet pour l'extraction solide/liquide ;
- Broyeur à lames afin de broyer les feuilles en poudre fine ;
- Broyeur à billes afin de broyer les fruits de l'arganier ;
- Spectrophotomètre à flamme et UV-VIS ;
- Chromatographie Liquide à Haute Performance (HPLC ou CLHP) ;
- Chromatographie à phase gazeuse (GC ou CPG) ;
- HPLC couplée à une spectroscopie de masse ;
- pH mètre et conductimètre ;
- Sécateur.

### **IV.2. METHODES**

#### **IV.2.1. Echantillonnage du sol**

D'après **Laperche et Mossman (2004)**, la stratégie d'échantillonnage à mettre en place pour procéder à l'investigation des sols est beaucoup plus guidée par la nature et des informations recherchées. D'ailleurs, ces mêmes auteurs citent que l'échantillon doit être composé d'un certain nombre de prélèvements élémentaires dans une zone présumée homogène, sur une couche d'épaisseur choisie et de profondeur donnée.

Nous avons prélevé des échantillons de sol à partir de 96 points, répartis sur toute la zone à arganier. Le prélèvement a été effectué sous des pieds d'arbres d'arganier, sur lesquels nous avons échantillonné les feuilles et les fruits, à trois profondeurs différentes : 0cm, 15cm et 30cm. Les analyses du sol ont été faites au Laboratoire Eau et Sol du Centre de Recherche Scientifique et Technique sur les Régions Arides (CRSTRA, Biskra).

### IV.2.2. Analyses du sol

- **Extraction de l'eau pour mesure du pH.** La lixiviation est la méthode la plus couramment employée pour extraire les sels solubles de l'échantillon du sol. La technique consiste à disposer 10g de sédiment dans un volume d'eau déminéralisée (25ml) et à agiter pendant environ 15 minutes. Le filtrat est ensuite récupéré et filtré sur papier filtre.
- **Extraction de l'eau pour la conductivité et les éléments majeurs.** La technique consiste à disposer 10g de sédiment dans un volume d'eau déminéralisée (50ml) et à agiter pendant environ 30 minutes (durée suffisante à la dissolution des sels). Le filtrat est ensuite récupéré et filtré sur papier filtre.

#### IV.2.2.1. Mesure du pH

Le pH est en relation avec la concentration en ions hydrogène  $H^+$  présents dans une eau et dans des solutions. Nous avons utilisé un pH mètre digital de laboratoire (Multi 3430 WTW) sur lequel nous avons branché une électrode combinée, sensible au pH.

#### IV.2.2.2. Mesure de la conductivité électrique

La conductivité électrique d'une solution traduit globalement sa minéralisation. La conductivité électrique d'une eau ou solution est la conductance d'une colonne d'eau comprise entre deux électrodes métalliques de 1cm de surface et séparées l'une de l'autre de 1cm. Elle est l'inverse de la résistivité électrique (**Tardat, 1984**).

On a utilisé un conductimètre électrique (CDM 210) qui donne directement la conductivité de l'échantillon, à la température adoptée (25°C) en ms/cm ou  $\mu$ s/cm ou millimhos/cm.

#### IV.2.2.3. Dosage du Calcium (méthode titrimétrique à l'EDTA)

A l'aide d'une pipette jaugée, introduire une prise d'essai 50 ml de l'échantillon dans un erlen de 250 ml. Ajouter 2 ml de NaOH et environ 0.2 g de l'indicateur calcione carboxylique.

Doser immédiatement en fin de dosage quand la couleur devient nettement violette.

La concentration en calcium en mmol/l est donnée par la formule suivante :

$$1000. \frac{C_{EDTA} \times V_{EDTA}}{V_{éch}}$$

$C_{EDTA}$  : Concentration molaire de la solution d'EDTA (N/50).

$V_{EDTA}$  : volume en ml de chute de burette.

$V_{éch}$  : volume en ml de la prise d'essai.

Le résultat de ces dosages titrimétriques est donné en mmol de cations/l d'eau, en considérant qu'une mole d'EDTA complexe une mole de cation.

#### IV.2.2.4. Dosage de la dureté totale ou titre hydrotimétrique (TH)

La mesure du TH correspond à l'analyse des ions  $Ca^{++}$  et  $Mg^{++}$ . Le dosage est fait par complexométrie à  $pH = 10$  à l'aide de l'acide Ethylène Diamine Tétracétique (EDTA) en présence d'un indicateur coloré : le noir d'Erichrome T (N.E.T). La valeur du  $Mg^{++}$  est déduite à partir de  $TH - Ca^{++}$ .

A l'aide d'une pipette jaugée, introduire une prise d'essai 50ml d'échantillon dans un erlen de 250 ml. Ajouter 4ml de la solution tampon  $pH = 10$  et 3 gouttes d'indicateur au noir d'Erichrome T. La solution doit se colorer en rouge foncé ou violet ; doser immédiatement à l'aide de la solution EDTA en agitant constamment.

Verser cette solution, rapidement au début, puis lentement vers la fin du dosage, dès que la couleur commence à virer du rouge au violet-bleu. Le dosage est terminé lorsque la dernière nuance de rouge à disparu.

La concentration en calcium et magnésium en mmol/l est donnée par la formule suivante :

$$1000. \frac{C_{EDTA} \times V_{EDTA}}{V_{éch}}$$



C EDTA : Concentration molaire de la solution d'EDTA (N/50).

V EDTA : volume en ml de chute de burette.

V éch : volume en ml de la prise d'essai.

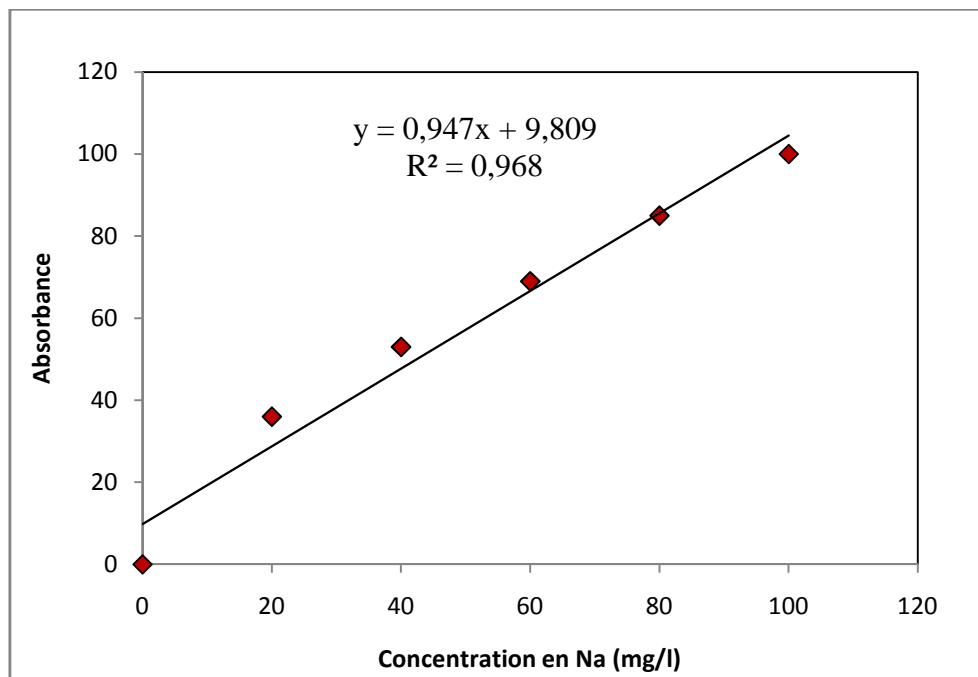
#### IV.2.2.5. Dosage de Sodium et Potassium par photomètre d'émission à flamme

Cette méthode physique est basée sur la propriété des atomes de passer d'un état fondamental stable à un état excité instable.

- Pour le Sodium, on utilise une solution de NaCl comme solution étalon.
- Concernant le potassium, la solution étalon est celle de KCl.

**Tableau.04.** Etalonnage pour la mesure du sodium

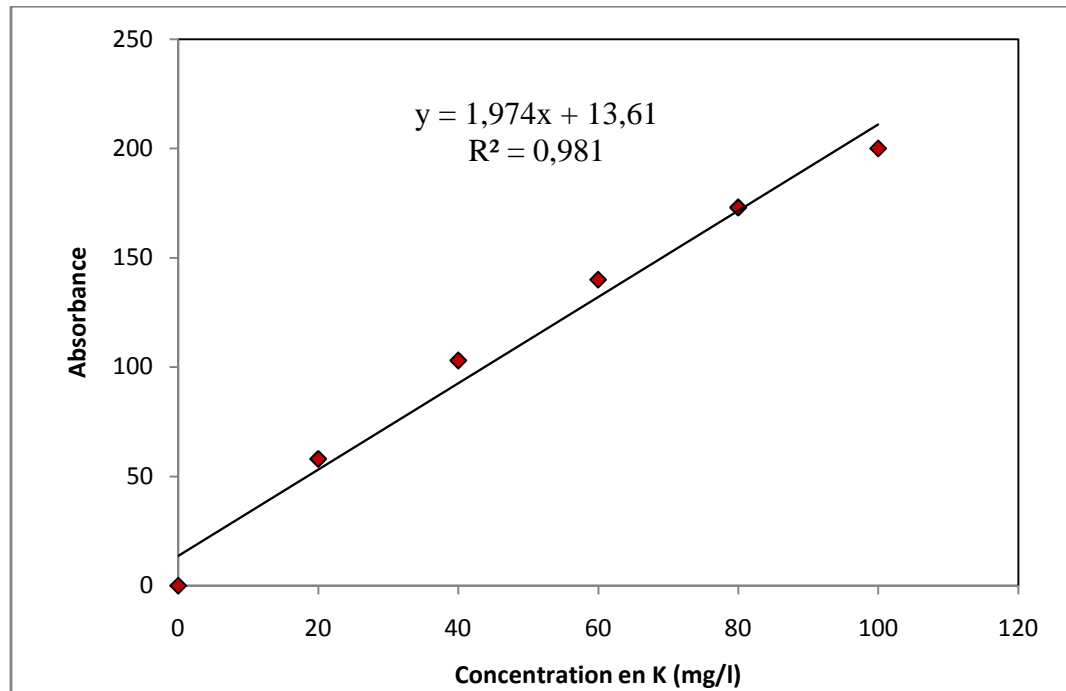
Etalon	0	20	40	60	80	100
[Na+] en mg/l						
Absorbance	0	36	53	69	85	100



**Figure.20.** Courbe d'étalonnage du sodium

**Tableau.05.** Etalonnage du potassium

Etalon [K+] en mg/l	0	20	40	60	80	100
Absorbance	0	58	103	140	173	200

**Figure.21.** Courbe d'étalonnage du potassium

#### IV.2.2.6. Dosage des chlorures

Très répandus dans la nature, généralement sous forme de NaCl, KCl ou CaCl<sub>2</sub>, les chlorures constituent 0.05 % de la lithosphère (Franck, 2002).

Plusieurs méthodes de dosage existent :

- Méthode titrimétrique par argentimétrie ;
- Méthode titrimétrique par mercurimétrie ;
- Méthode potentiométrique ;
- Méthode par chromatographie ionique.

La méthode utilisée dans ce travail est celle de MOHR (Argentométrie), les ions chlorures réagissent quantitativement avec le nitrate d'argent, avec formation de chlorure d'argent. On utilise le chromate de potassium  $K_2CrO_4$  comme indicateur. La fin de la réaction est indiquée par l'apparition de la teinte rouge caractéristique du chromate d'argent (Rodier, 1984).

Introduire 100ml de l'extrait à saturation (préalablement filtrés), ajouter 3 gouttes de solution de chromate de potassium à 5%. Verser alors au moyen d'une burette la solution de nitrate d'argent jusqu'à apparition d'une teinte rougeâtre, qui doit persister 1 à 3 minutes.

La concentration en chlorures en mmol/l est donnée par la formule suivante :

$$1000. \frac{C_{AgNO_3} \times V_{AgNO_3}}{V_{éch}}$$

$C_{AgNO_3}$  : Concentration molaire de la solution  $AgNO_3$  (0.1 N).

$V_{AgNO_3}$ : volume en ml de chute de burette.

$V_{éch}$  : volume en ml de la prise d'essai.

#### IV.2.2.7. Dosage des carbonates et bicarbonates

A l'inverse de l'acidité, l'alcalinité correspond à la présence de bases et de sels d'acides faibles (Rodier, 1984).

On distingue deux titres qui sont le titre alcalimétrique ou titre alcalimétrique simple (TA) et le titre alcalimétrique complet (TAC).

Le TA et le TAC étant mesurés successivement sur un même échantillon, les deux méthodes de dosage seront présentées en même temps.

**Détermination du TA.** Prélever 50ml de l'extrait à analyser dans une fiole conique. Ajouter deux gouttes de phénolphthaléine. Une coloration rose doit alors se développer. Dans le cas contraire le TA est nul. Titrer avec l'acide sulfurique, en agitant constamment, et ceci jusqu'à décoloration complète de la solution.

Soit V le volume d'acide utilisé pour obtenir le virage.

**Détermination du TAC.** Utiliser l'échantillon traité précédemment s'il n'y a pas eu de coloration. Ajouter deux gouttes de méthyle orange et titrer de nouveau avec le même acide jusqu'à disparition de la coloration bleu verdâtre et apparition de la couleur rose.

Les résultats sont donnés par la formule suivante :

$$1000. \frac{C \text{ acide sulfurique} \times V \text{ acide sulfurique}}{V \text{ éch}}$$

C acide sulfurique : Concentration molaire de l'acide sulfurique 0.02N.

V acide sulfurique : volume en ml de chute de burette.

V éch : volume en ml de la prise d'essai.

#### IV.2.3. Echantillonnage des feuilles et des fruits

Pour ce fait, nous avons opté pour un échantillonnage selon un transect, qui est dispositif très précieux lorsqu'on veut échantillonner les relations végétation-milieu. Dans notre cas, les placettes sont disposées selon un gradient de salinité du sol au niveau de la zone de Targant. Nous avons collecté des feuilles à partir des arbres d'arganier qui semblent les plus représentatifs de la station tout en maintenant une homogénéité des sujets à échantillonner. La collecte a été faite sur trois niveaux de l'arbre (en bas, au milieu et en haut) en tenant compte du facteur exposition (**photo.10.**). Cette méthode permet d'homogénéiser les échantillons de la zone pour qu'ils soient représentatifs.

Idem pour les fruits, nous avons collecté des semences sur les mêmes arbres (sur lesquels nous avons collecté les feuilles) afin d'homogénéiser les résultats obtenus.



**Photo.10.** Echantillonnage des feuilles de l'arganier à l'aide d'un sécateur

#### IV.2.4. Broyage des feuilles et des fruits

Les feuilles ont été mises à sécher à l'ombre pendant 15 jours, puis broyer à l'aide d'un broyeur à lames pour obtenir une poudre fine. Tandis que les fruits ont été broyés avec un broyeur à bille vu la dureté des coques (type Dongoumeau).

La poudre végétale obtenue (des feuilles et des fruits) a été conservée à l'obscurité à 4°C jusqu'à analyse.

#### IV.2.5. Extraction par le système soxhlet successive

➤ **Principe.** Le solvant d'extraction est porté à ébullition. Les vapeurs de solvant traversent le Soxhlet, sont condensées au niveau du réfrigérant et s'écoulent au travers de l'échantillon dans la cartouche. Ce système de distillation-condensation assure au solvant une circulation en continu dans l'échantillon. Un siphon permet au solvant de s'écouler de la cartouche pour retourner dans le ballon. Le solvant peut donc recommencer un nouveau cycle d'évaporation – condensation. Le principal avantage de cette méthode est que l'échantillon est continuellement extrait avec du solvant renouvelé. Par ailleurs, un temps d'extraction long et un volume de solvant important en sont les principaux inconvénients.

➤ **Mode opératoire.** les poudres végétales des feuilles et fruits de *Argania spinosa* ont subi une extraction par quatre solvants de polarités croissantes à savoir l'hexane (polarité = 0.0), l'acétate d'éthyle (polarité = 4.4), le méthanol (polarité = 5.1) et enfin l'eau étant considéré comme le solvant le plus polaire (polarité = 10.2). 20g de poudre fine des feuilles et des fruits de l'arganier sont placés dans une cartouche en présence de 200 ml de solvant.

Chaque extraction est faite à une température inférieure à 40°C (pour ne pas détériorer les molécules) et dure 24h au bout desquelles l'extrait est récupéré, filtré avec du papier filtre sans cendre (Wattman N°4). Les extraits ainsi récupérés sont conservés à l'obscurité à 4°C.

#### IV.2.6. Dosage des composés phénoliques dans les feuilles et fruits

##### IV.2.6.1. Polyphénols totaux

En milieu alcalin, les polyphénols réduisent le réactif de Folin-Ciocalteu en oxyde de tungstène et de molybdène de couleur bleue. L'intensité de cette couleur bleue renseigne sur le contenu en polyphénols totaux dans le mélange (**Dewanto et al., 2002**). Une prise de 125 µl d'extrait convenablement dilué est mise dans un tube en présence de 500 µl d'eau distillée et de 125 µl du réactif de Folin-Ciocalteu (mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique). Après agitation vigoureuse et repos du mélange pendant 3 mn, 1250 µl d'une solution de  $\text{CO}_3(\text{Na})_2$  à 7% sont ajoutés et le mélange est ajusté à 3 ml avec de l'eau distillée. Le tube est placé au repos pendant 90 mn à température ambiante et à l'obscurité, après quoi l'absorbance est mesurée à 760 nm. Une gamme étalon est préparée avec de l'acide gallique à des concentrations de 50, 100, 200, 300 et 400 µg ml<sup>-1</sup>. La concentration en polyphénols totaux est exprimée en mg d'équivalent acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG g<sup>-1</sup> MS).

##### IV.2.6.2. Flavonoïdes totaux

La quantification des flavonoïdes est faite selon une méthode colorimétrique décrite par **Dewanto et al. (2002)**. Une prise de 250 µl d'extrait convenablement diluée est additionnée de 75 µl d'une solution de  $\text{NaNO}_2$  à 5%. Après 6 mn d'incubation à température ambiante, 150 µl d'une solution fraîchement préparée de chlorure d'aluminium ( $\text{AlCl}_3$ , 10%) sont ajoutés au mélange. Après 5 mn de repos à température ambiante, 500 µl de soude ( $\text{NaOH}$ , 1M) sont apportés au mélange, et le volume final est porté à 2500 µl avec de l'eau distillée. L'absorbance de cette préparation est mesurée à 510 nm. Une gamme étalon à base de catéchine est également préparée à des concentrations allant de 50 à 400 µg ml<sup>-1</sup>. Les teneurs en flavonoïdes des extraits sont alors exprimées en mg d'équivalents catéchine par gramme de matière sèche (mg EC g<sup>-1</sup> MS).

### IV.2.6.3. Tanins condensés

En présence d'acide sulfurique, les tanins condensés se dépolymérisent et, par réaction avec la vanilline, se transforment en anthocyanidols de couleur rouge, mesurables par spectrophotométrie à 500 nm (Sun *et al.*, 1998). Une aliquote de 0,05 ml d'extrait est ajoutée à 3 ml de vanilline à 4% et 1,5 ml d'acide sulfurique concentré. Après homogénéisation, le mélange est mis en incubation à température ambiante pendant 15 minutes. L'absorbance est mesurée contre un blanc contenant de l'acétone 80%. Les teneurs en tanins condensés sont déterminées en se référant à une gamme étalon de catéchine (0 à 400  $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$ ). Comme pour les flavonoïdes, les teneurs en tanins condensés sont exprimées en mg d'équivalent catéchine par gramme de matière sèche (mg EC  $\text{g}^{-1}$  MS).

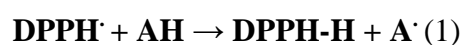
### IV.2.7. Evaluation des activités antioxydantes des extraits de feuilles et fruits

#### IV.2.7.1. Capacité antioxydante totale

Ce test est basé sur la réduction du molybdène (VI) en molybdène (V) par l'extrait de plante. Cette réduction induit, à pH acide, la formation du complexe phosphate/Mo (V) de couleur verte (Prieto *et al.*, 1999). Une aliquote de 0,1 ml d'extrait est combinée dans un tube avec 1 ml de solution composée d'acide sulfurique (0,6 N), de phosphate de sodium (28 mM) et de molybdate d'ammonium (4 mM). Les tubes sont incubés à 95°C pendant 90 mn. Après un repos de 6 minutes à température ambiante, l'absorbance est mesurée à 695 nm contre un blanc contenant d'acétone 80 % à la place de l'extrait. Comme pour les polyphénols totaux, l'activité antioxydante totale est exprimée en mg d'équivalent acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG  $\text{g}^{-1}$  MS).

#### IV.2.7.2. Piégeage du radical DPPH

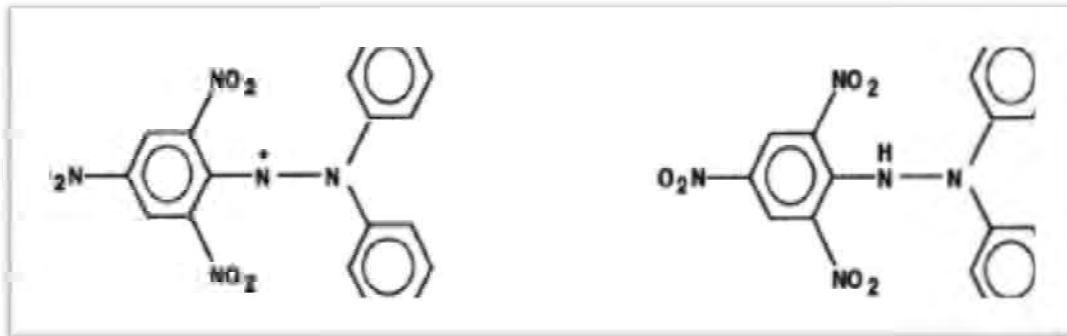
A température ambiante, le radical synthétique 1,1-diphényl-2-picrylhydrazyl (DPPH) présente une intense coloration violette qui disparaît au contact d'une substance donneuse de protons selon la formule suivante (1):



(violet)

(Jaunâtre)

Il est donc possible de détecter la diminution de l'intensité de cette coloration par spectrophotométrie. Cette décoloration met en évidence le pouvoir antioxydant d'un échantillon par sa capacité à piéger le radical libre.



**Figure.22.** Structure chimique du radical synthétique DPPH<sup>•</sup> et du DPPH-H (non radicalaire).

Pour la mesure de cette activité antiradicalaire, une prise d'essai de 1 ml d'extrait à différentes concentrations est mise en présence de 250 µl d'une solution méthanolique de DPPH (0,2 mM). Le mélange est placé pendant 30 mn à l'obscurité pour réagir (**Hatano, 1988**) et l'absorbance est mesurée à 517 nm contre un témoin négatif (sans extrait). Le témoin positif utilisé est un antioxydant de synthèse: le 2,6-di-t-butyl-4-methylphenol ou butylhydroxytoluène (BHT). Les résultats sont exprimés en pourcentage d'inhibition, calculés suite à la diminution de l'intensité de la coloration du mélange, selon la formule :

$$PI = (DO \text{ témoin} - DO \text{ extrait} / DO \text{ témoin}) * 100$$

**PI** : pourcentage d'inhibition.

**DO témoin** : absorbance du témoin négatif.

**DO extrait** : absorbance de la solution d'extrait acétonique.

L'étude de la variation de l'activité antiradicalaire en fonction de la concentration des extraits permet de déterminer la concentration qui correspond à 50% d'inhibition (CI<sub>50</sub>), une faible valeur de la CI<sub>50</sub> correspondant à une grande efficacité de l'extrait.



#### IV.2.7.3. Mesure du pouvoir réducteur du fer

L'activité réductrice est basée sur la réaction d'oxydoréduction entre l'extrait et les ions métalliques de transition, notamment le fer ou le cuivre (**Huang et al., 2005**). En effet, le  $K_3Fe(CN)_6$  fournit des ions  $Fe^{3+}$  qui seront réduits par la capacité de l'extrait de plantes à céder des électrons :



Le pouvoir réducteur est déterminé par la méthode décrite par **Oyaizu (1986)**. Cette méthode consiste à mélanger 1 ml de l'extrait à différentes concentrations (0.1 à 1.5 mg ml<sup>-1</sup>) avec 2.5 ml de tampon phosphate (0,2 mol l<sup>-1</sup>, pH 6.6) et 2.5 ml de  $K_3Fe(CN)_6$  à 1%. Le mélange obtenu est incubé pendant 20 min à 50°C. Après cette incubation, 2.5 ml de TCA (10%) sont additionnés pour arrêter la réaction, suivie d'une centrifugation à 650xg pendant 10 min à température ambiante. Enfin, 2.5ml d'eau distillée et 0.5 ml  $FeCl_3$  (0.1%) sont additionnés au surnageant (2.5ml). La lecture de l'absorbance se fait à 700 nm (le blanc est le tampon d'extraction). Le témoin positif utilisé est soit l'acide ascorbique soit le BHA à une concentration allant de 0.01 à 1 mg ml<sup>-1</sup>. Les résultats sont exprimés en concentration efficace (CE<sub>50</sub>, µg.ml<sup>-1</sup>), qui est la concentration de l'extrait correspondant à une absorbance égale à 0,5. La valeur de la CE<sub>50</sub> est obtenue par interpolation de la courbe de régression linéaire (**Mau et al., 2004**).

#### IV.2.7.4. Pouvoir chélateur du fer

Pour évaluer *in vitro* le pouvoir chélateur d'un extrait donné, le composé stabilisant le plus utilisé est la ferrozine. En effet, la ferrozine forme avec le fer libre présent dans un milieu réactionnel un complexe ferrozine- $Fe^{2+}$  de couleur violette intense. La quantification de ce complexe par spectrophotométrie à 562 nm dans un milieu de concentration connue en fer renseigne sur la quantité de fer non chélaté et donc sur la capacité des extraits à piéger cet élément. Plus la coloration de la solution contenant l'extrait testé est claire, plus le pouvoir chélateur de l'extrait est important. Un aliquote de 0,1 ml d'extrait méthanolique de plante est ajouté à 0,05 ml de  $FeCl_2 \cdot 4H_2O$  (2 mM). Après une agitation vigoureuse et un repos de 5 minutes, 0,1 ml de ferrozine (5 mM) sont ajoutés, suivis de 2,75 ml d'eau distillée (**Gulcin et al., 2005**). Le mélange est laissé au repos pendant 10 minutes à température ambiante et

l'absorbance est mesurée à 562 nm contre un blanc (sans ferrozine). Les résultats sont comparés à ceux d'un témoin négatif (où l'extrait est remplacé par du méthanol) et d'un témoin positif (EDTA). Comme pour le test avec le DPPH, le pouvoir chélateur est calculé par l'équation suivante :

$$\text{Pouvoir chélateur} = (\text{DO}_{\text{témoin}} - \text{DO}_{\text{extrait}} / \text{DO}_{\text{témoin}}) * 100$$

$\text{DO}_{\text{témoin}}$  : absorbance du témoin

$\text{DO}_{\text{extrait}}$  : absorbance de l'extrait

L'utilisation de plusieurs concentrations d'extrait de plante permet de déterminer la concentration de l'extrait qui provoque 50% de chélation du fer (=  $\text{CE}_{50}$ ). Des valeurs de  $\text{CE}_{50}$  faibles correspondent donc à une activité antioxydante forte pour l'échantillon testé.

#### IV.2.7.5. Inhibition du blanchiment du $\beta$ -carotène

Cette activité a été déterminée selon la méthode de **Koleva et al. (2002)**, en dissolvant 2 mg de  $\beta$ -carotène dans 20 ml de chloroforme. Puis 4 ml de cette solution sont mis dans un ballon à fond plat avec 40 mg d'acide linoléique et 400 mg de Tween 40. Après évaporation sous vide du chloroforme, le mélange est repris dans de l'eau distillée aérée. Dans une microplaque à 96 puits, 150  $\mu\text{l}$  de cette émulsion sont additionnés de 10  $\mu\text{l}$  d'extrait végétal de concentration connue. Les microplaques sont alors mises en incubation à 50°C pendant 120 mn et la DO est mesurée (à  $T=0$  et  $T=120$  mn) à 470 nm grâce à un lecteur de microplaques (model EAR 400, Labsystems Multiskan MS). L'activité de l'extrait est calculée par rapport à celle du témoin positif, le butylhydroxyanisole (BHA) et à celles du témoin négatif (sans extrait). Le pourcentage d'inhibition (PI) est obtenu comme suit :

$$\text{PI} = [(\text{DO}_{\text{E}_{120}} - \text{DO}_{\text{T}_{120}}) / (\text{DO}_{\text{T}_0} - \text{DO}_{\text{T}_{120}})] * 100,$$

$\text{DO}_{\text{E}_{120}}$  = absorbance de l'extrait à  $T = 120$  mn

$\text{DO}_{\text{T}_{120}}$  = absorbance du témoin négatif à  $T = 120$  mn

$\text{DO}_{\text{T}_0}$  = absorbance du témoin négatif à  $T = 0$  mn

Cette activité est également exprimée en  $CI_{50}$  comme décrit pour le test au DPPH.

#### **IV.2.8. Identification des composés phénoliques des feuilles par LC-ESI-MS**

L'échantillon a été passé à travers un filtre en nylon de 0,45  $\mu\text{m}$  avant l'injection dans la LC-ESI-MS. La séparation des composés phénoliques sélectionnés a été effectuée en utilisant un système HPLC (constitué d'un dégazeur à vide, un échantillonneur automatique, et une pompe binaire avec une pression maximale de 400 bar ; Agilent 1100, Agilent technologies, Waldbronn, Allemagne) équipé d'une phase inverse C18 de la colonne d'analyse Supersphere 100.

La température de la colonne est maintenue à 30 °C. Le volume de l'échantillon injecté est de 10  $\mu\text{l}$ . La phase mobile A est composée de l'acide acétique à 0.1% et la phase mobile D est composé acétonitrile. L'optimisation des conditions chromatographiques était : 0-5 min, 2 % D ; 5-68 min, 100 % D ; 68-75 min, retour aux conditions initiales. Le débit utilisé est de 0,250 ml/min. Ce système de HPLC a été relié à un spectromètre de masse, équipé d'une interface électro-spray fonctionnant en mode négatif, en utilisant les paramètres de fonctionnement suivants : voltage capillaire 3200 V ; gaz de séchage de 423 l/h, la température du gaz de 300 °C. Les spectres de masse ont été enregistrés dans la gamme de 135 à 800 m/z. Les spectres d'absorption UV-Vis ont été enregistrés en ligne au cours de l'analyse par HPLC. Le détecteur DAD a été réglé sur une gamme de balayage de 190 à 800 nm. Les composés phénoliques ont été identifiés principalement par leurs spectres UV, les spectres ESI-MS et en comparaison avec des données antérieures.

#### **IV.2.9. Identification des composés phénoliques des fruits par HPLC (ou CLHP)**

Les extraits de fruits, les plus significatifs, obtenus à partir du méthanol et de l'eau, sont analysés grâce à une élution en gradient à l'aide d'un mélange de deux solvants A et B : Solvant A (Méthanol), Solvant B (Eau milliQ contenant 0.1 % d'acide formique) comme décrit dans le tableau 05.

**Tableau.05.** Gradient d'élution utilisé pour la séparation des composés phénoliques.

<i>Temps (min)</i>	<i>Solvant A (%)</i>	<i>Solvant B (%)</i>
0	10	90
5	20	80
10	30	70
15	50	50
20	70	30
25	90	10
30	50	50
35	10	90

Les composés phénoliques ont été séparés, identifiés et quantifiés par un système de chromatographie liquide à haute performance en phase inverse de marque Agilent Technologies 1260 (Germany), muni d'un détecteur UV à barrette de diodes (DAD) et équipé d'une colonne chromatographique, remplie d'un gel de silice greffé d'octadécyle, de type Zorbax Eclipse XDB- C18 (4.6 x 100 mm, 3.5  $\mu$ m). Le détecteur DAD est ajusté à un balayage de scan de 200 à 400 nm, la température de la colonne est maintenue à 25°C, le volume injecté est de 2  $\mu$ l et le débit est fixé à 0.4 ml/min. Sur les chromatogrammes, les principaux pics enregistrés sont caractérisés par leurs temps de rétention comparés à ceux de composés standards injectés dans les mêmes conditions chromatographiques.

# **Chapitre III**

## **Résultats et Discussion**

# I. CARTOGRAPHIE DE L'AIRE DE REPARTITION DE L'ARGANERAIE ALGERIENNE

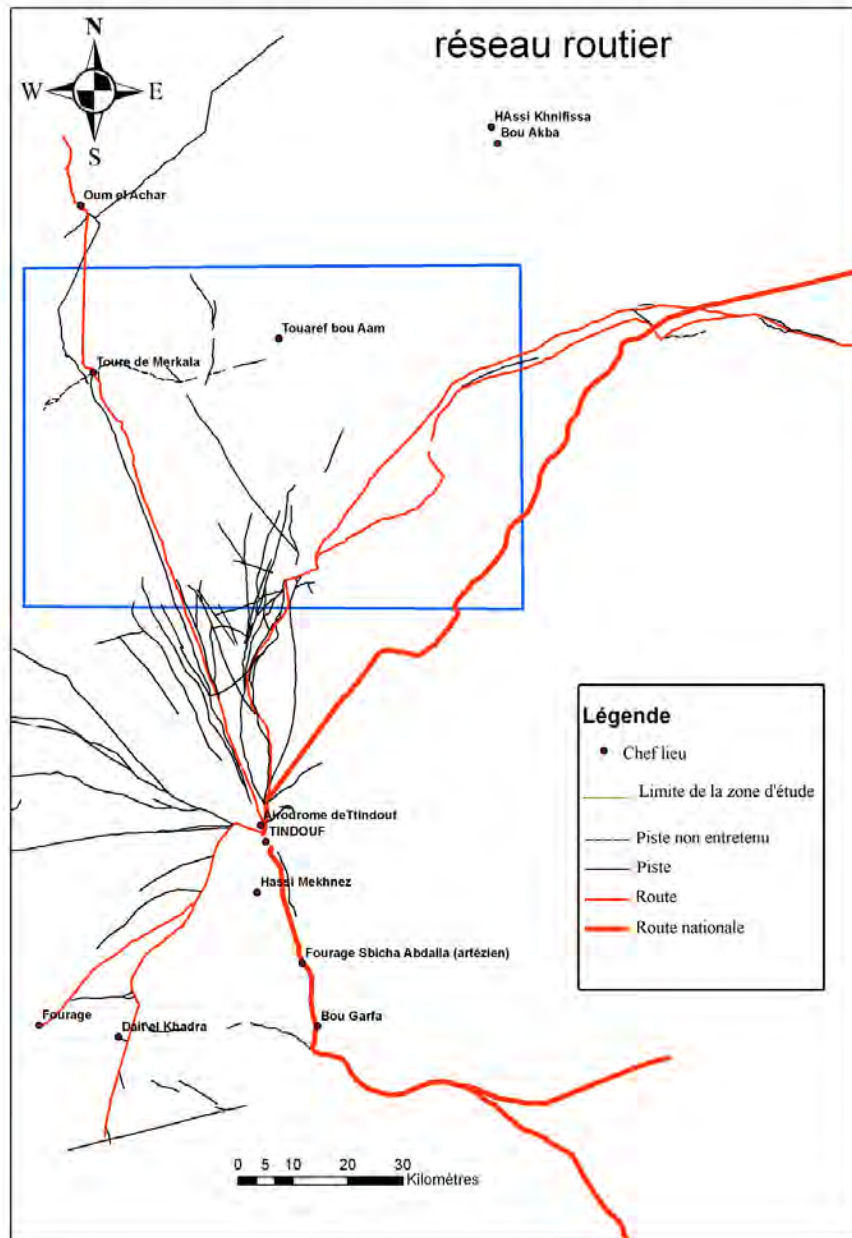
## I.1. Phase préparatoire

### I.1.1. Carte du réseau routier

Pour réaliser une carte du réseau routier à partir d'un SIG, il est important de disposer au départ de données permettant de localiser l'ensemble des voies de la zone d'étude pouvant être empruntées. Cette base de données routières fournit les données permettant de représenter sur une carte les voies de circulation terrestres pouvant être utilisées par les véhicules motorisés telles que les routes, les rues, des autoroutes et autres voies rapides. Le résultat de ce travail est donné par la **carte.02**.

Sont parfois fournies, dans ce type de base de données, les données relatives aux voies carrossables sans revêtement telles que les chemins de terre et les pistes. Si certaines voies ne figurent pas au départ dans la base des données routières, elles peuvent être ajoutées dans cette base en s'aidant si besoin de photographies aériennes ou satellitaires pour bien les localiser. La base de données routières constituera une des couches d'informations essentielles pour s'orienter sur terrain et c'est cette carte qui nous permettra de choisir le profile du guide avant même d'entamer le travail sur terrain.

La vectorisation de notre réseau routier, à partir de la carte topographique, n'était pas suffisante et par conséquent nous avons eu recours à des images satellitaires Google Earth pour compléter certaines lacunes, surtout pour les pistes.

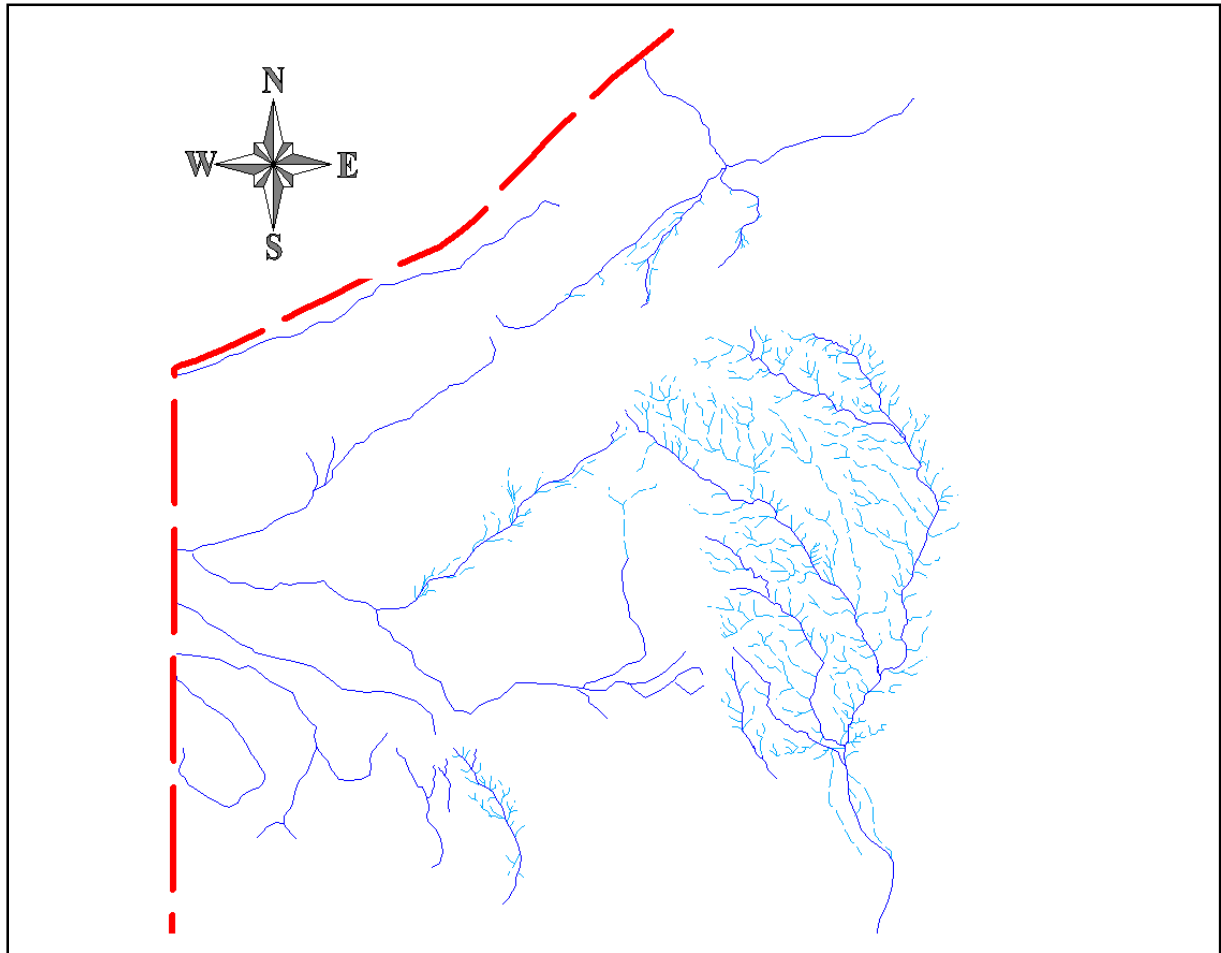


Carte.02. Représentation du réseau routier de la région de Tindouf

D'après la **carte.02**, nous constatons au niveau de notre zone d'étude, que les voies de circulations, que ce soit les pistes ou les pistes non entretenues, sont presque inexistantes (non représentées), ce qui justifie le choix d'un guide connaissant le terrain par voie motorisée et en même temps qui connaît l'espèce (arganier) et son emplacement dans les différents périmètres et oueds.

### I.1.2. Carte du réseau hydrographique

Selon **Crave (1995)**, la vectorisation du réseau hydrographique cartographié a l'avantage de fournir une donnée issue directement d'observations sur terrain et de photographies aériennes, et indépendante de tout modèle de construction de réseau de drainage. Dans notre cas nous avons vectorisé le réseau hydrographique à partir de la carte topographique feuille Merkala 1/200.000. Le résultat obtenu est représenté par la **carte 03**.



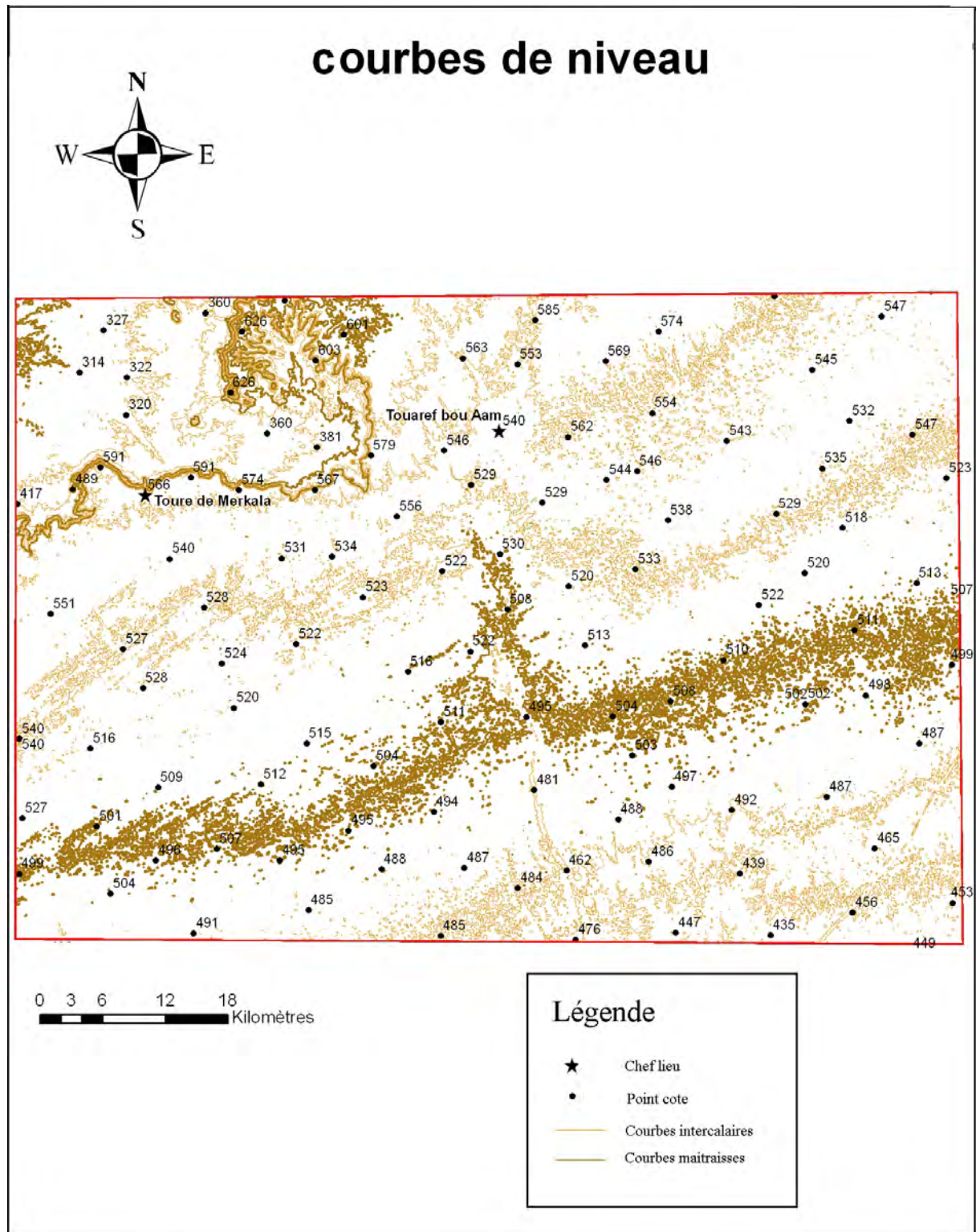
**Carte.03.** Réseau hydrographique de la zone à arganier

D'après la carte du réseau hydrographique, nous pouvons distinguer deux principaux périmètres :

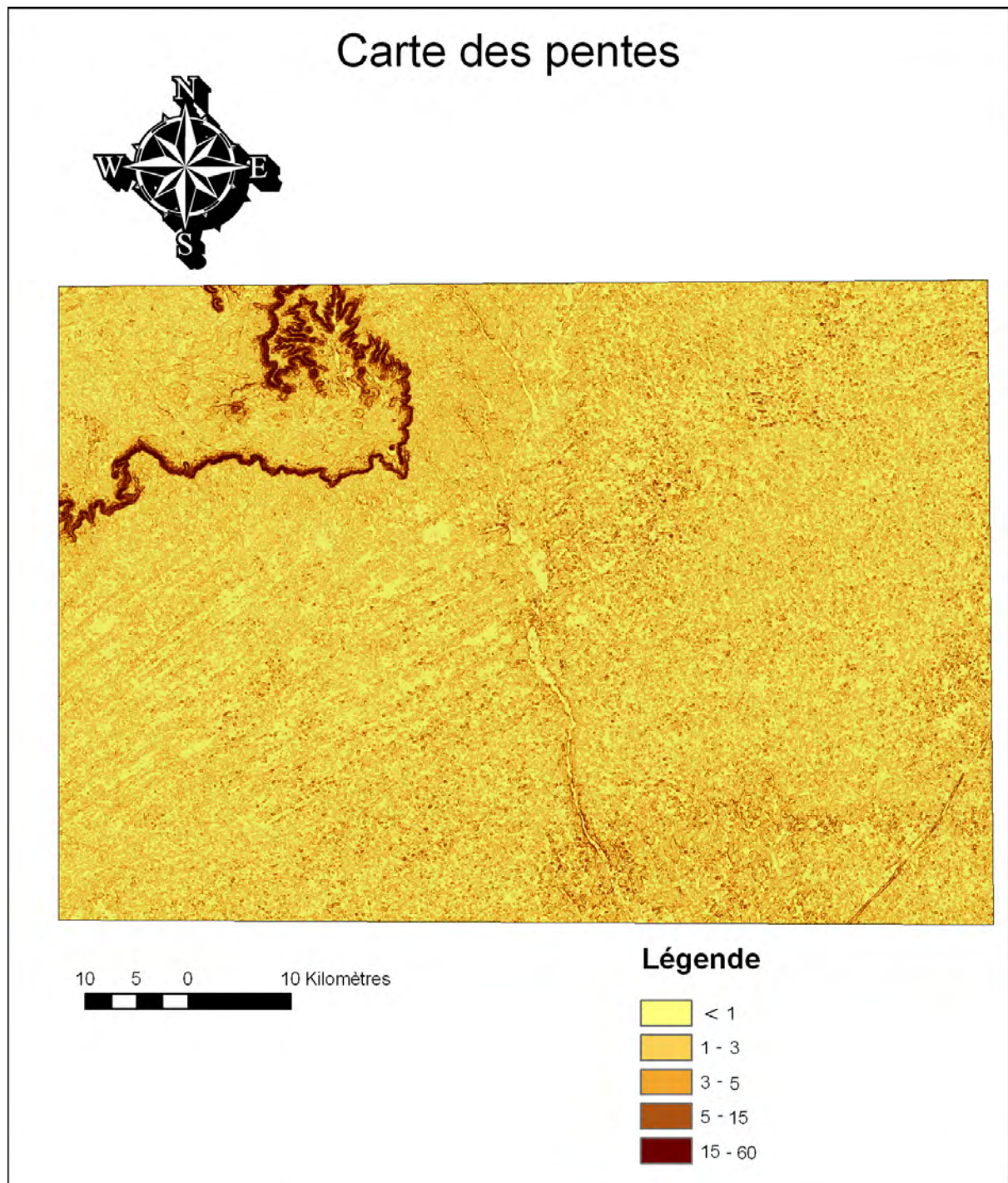


- **Périmètre Touaref Bou Aam** : caractérisé par quatre principaux Oueds : Oued El-Ma, Oued El Khabi, Oued Bouyadine et Oued Gahouane ;
- **Périmètre Merkala-Targant** : caractérisé par deux principaux Oueds au niveau de Merkala et un Oued au niveau de Targant.

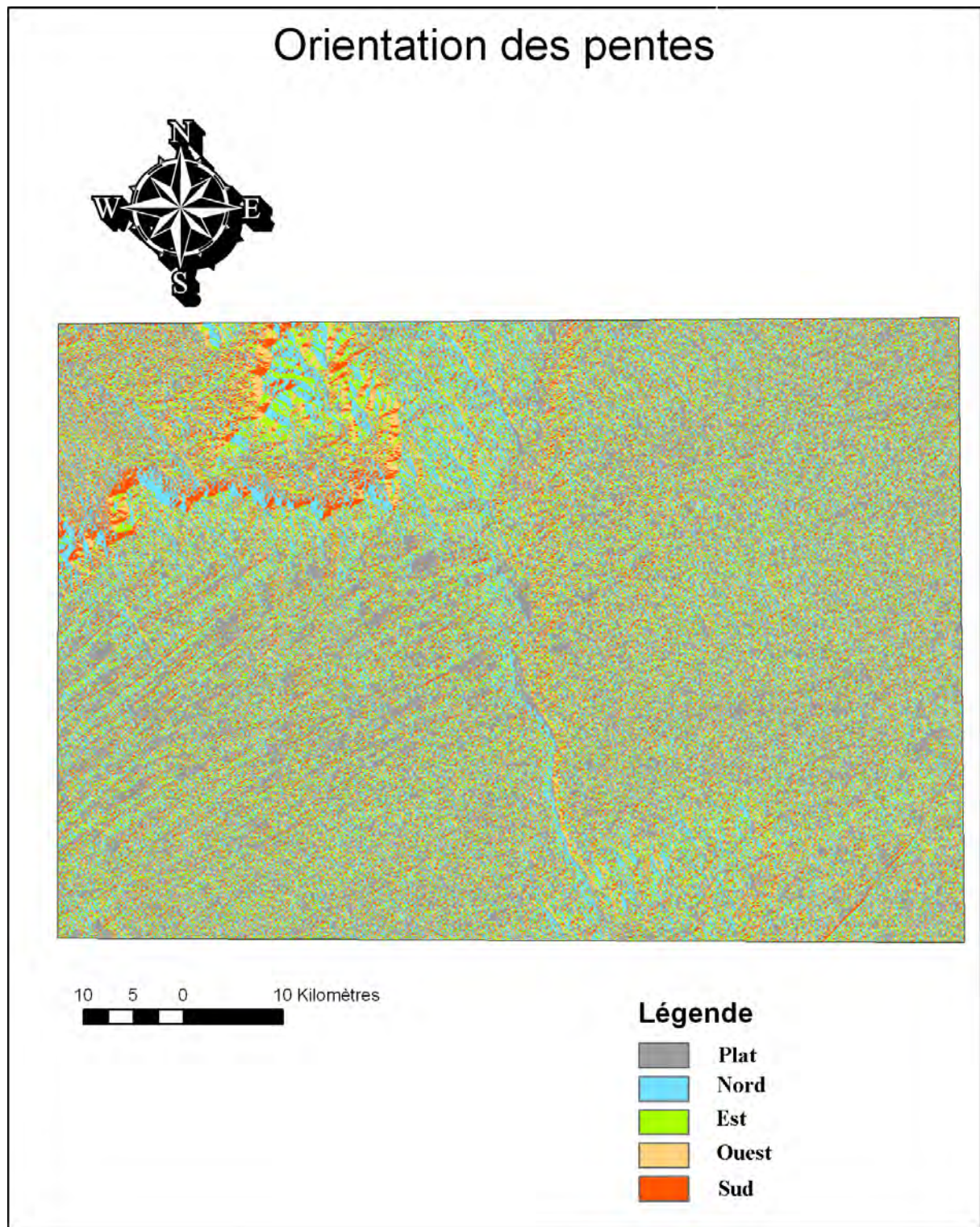
La carte du réseau hydrographique et une carte maitresse car elle nous fourni des informations sur la distribution de la végétation globale, entre autre celle des sujets d'arganier car les espèces végétales dans ce genre d'écosystèmes se développent là où il y a la compensation hydrique, c'est-à-dire dans les lits des oueds et sur les berges.



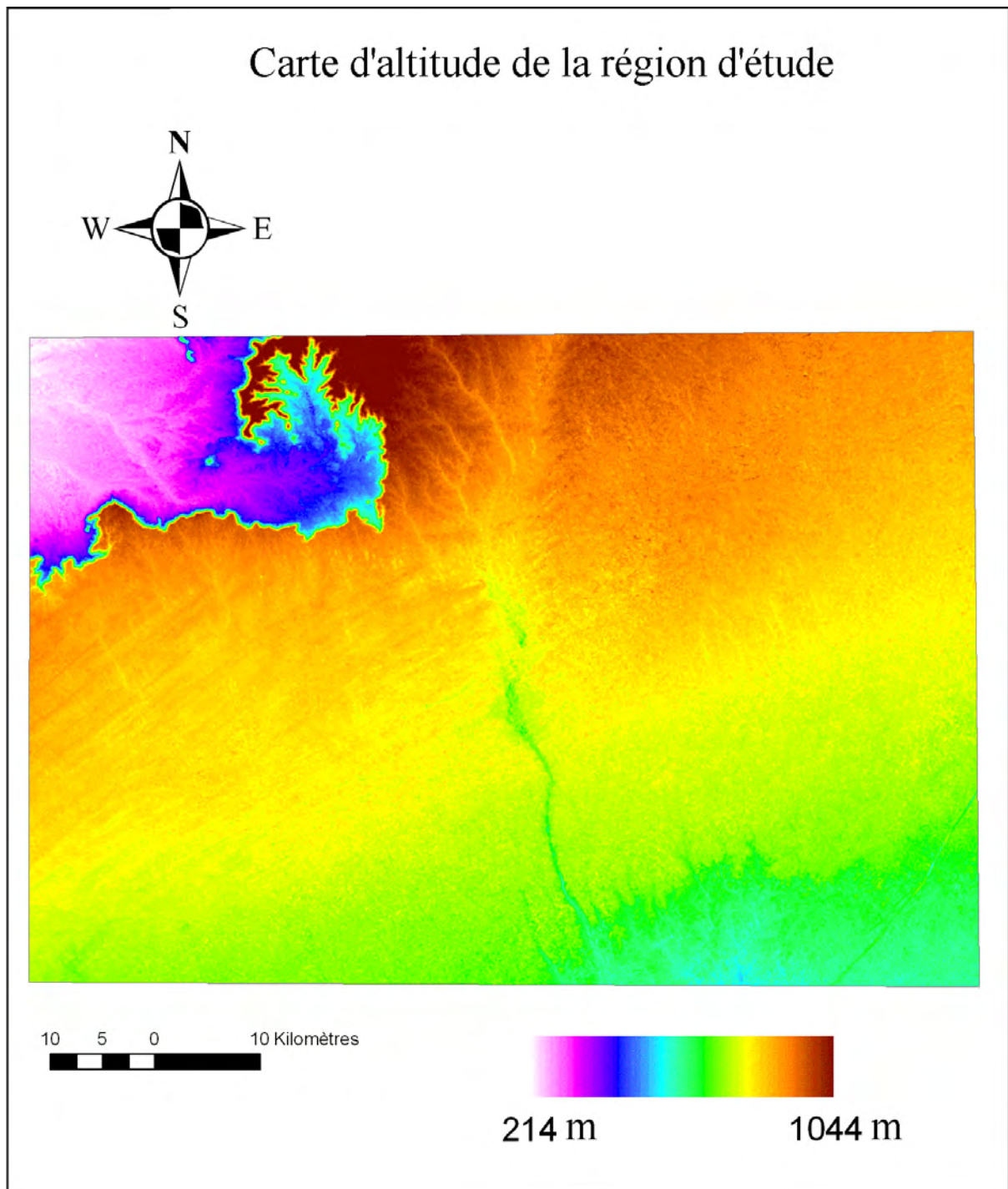
Carte.04. Courbes de niveau de la zone à arganier



**Carte.05.** Carte des pentes de la zone à arganier



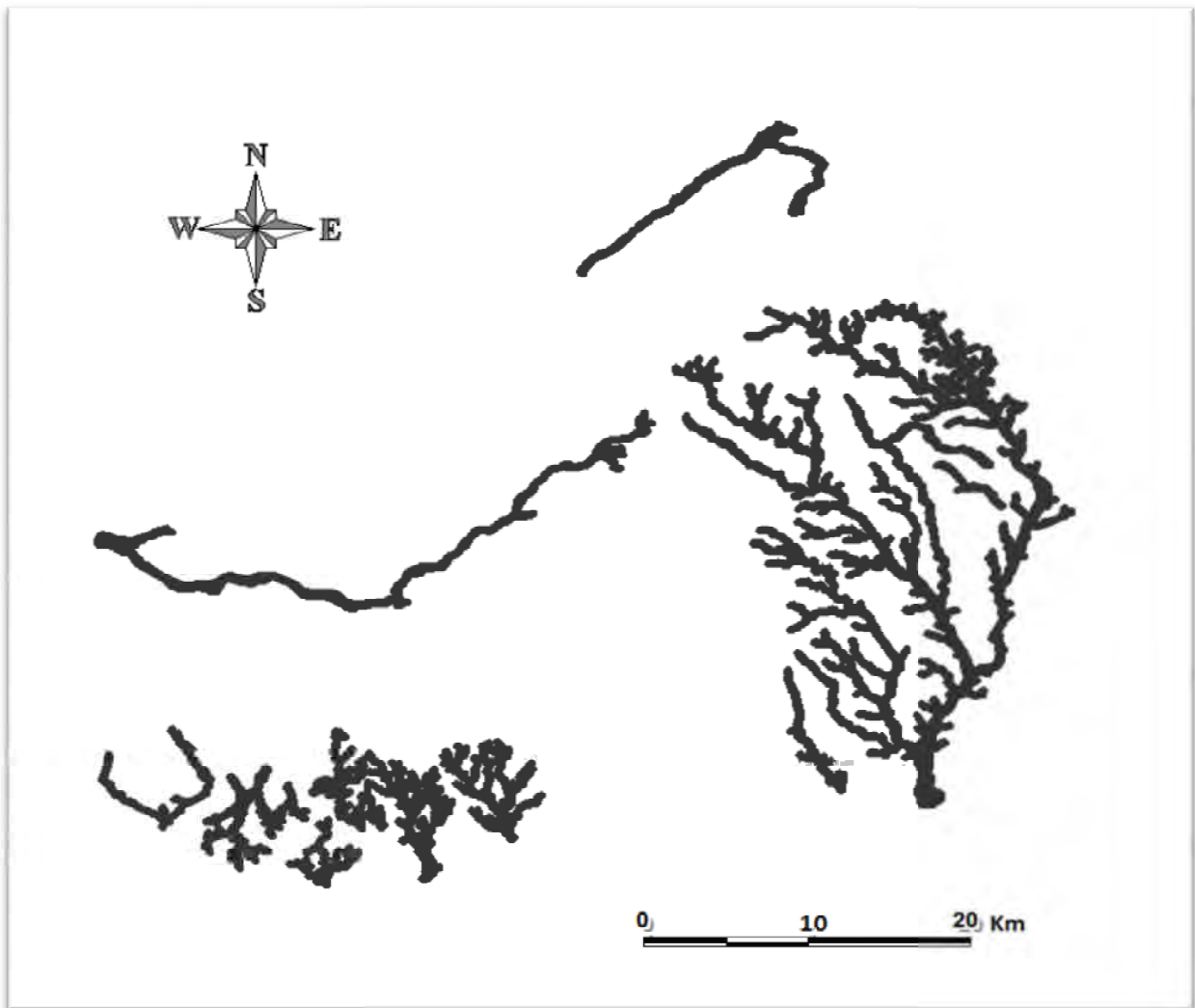
**Carte.06.** Carte de l'orientation des pentes de la zone à arganier



**Carte.07.** Carte d'altitude de la zone à arganier

## I.2. Phase terrain

Durant la phase de prospection, nous avons vectorisé la végétation arborée globale à partir d'images Google Earth, chose qui pourrait nous aider à déterminer les zones soupçonnées inexactes sur la carte éditée par la DGF. Le résultat de la vectorisation est représenté par la **figure 23**.

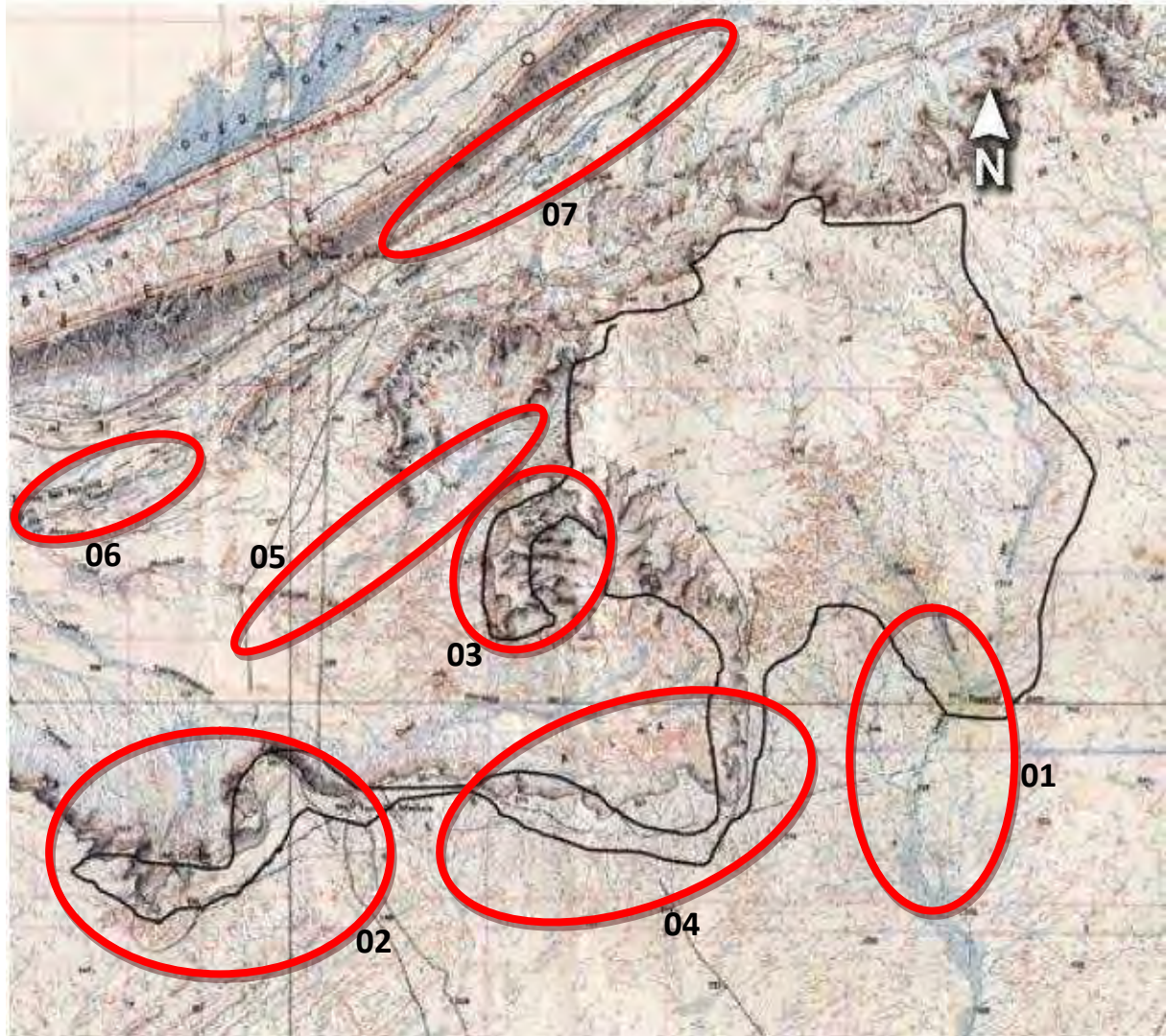


**Figure.23.** Vectorisation de la végétation globale de la zone à arganier à partir d'images Google-Earth

D'après la **figure 23**, nous constatons que la distribution de la végétation arborée globale prend un aspect semblable à celui du réseau hydrographique, ce qui est évident dans ce genre d'écosystème où la végétation recherche la compensation hydrique pour se développer.

Les images Google Earth, en utilisant les images 3D et un relief de qualité avec un facteur d'élévation égal à 3 à une altitude de 700 m, nous permettent d'avoir une résolution détaillée et ainsi nous pouvons faire la distinction entre une végétation arborée et une végétation herbacée, cependant la détermination de l'arganier, à partir de ces images, demeure impossible. Selon les informations bibliographiques recueillies sur les espèces arborées citées dans notre zone d'étude, cette végétation correspond soit à l'arganier, à l'acacia (*raddiana*, *albida*, *ehrenbergiana* ou *seyal*) ou à *Balanites aegyptiaca*.

Parmi les objectifs de la mission de prospection, vérifier l'exactitude de la carte de l'aire de l'arganier éditée par la DGF. Nous avons pu mettre en évidence certaines erreurs que nous avons représentées dans la **figure 24**.



**Figure.24.** Emplacement des endroits soupçonnés inexacts sur la carte éditée par la DGF en 2009.

Tenant compte des informations recueillies sur terrain, nous avons pu soulever que certaines zones à arganier n'ont pas été présentées sur la carte éditée par la DGF en 2009, d'autres zone ont été sous estimées et d'autres surestimées en matière de surface. Les cercles rouges représentent les erreurs faites sur la carte.

Les cercles 01 et 02 sont considérés comme une sous estimation de l'aire de répartition des sujets d'arganier car les coordonnées géographiques prises sur cette carte et celles prises sur

terrain ne coïncident pas, en réalité la superficie est plus importante que celle qui a été mentionnée sur la carte éditée par la DGF.

Les cercles 03 et 04 sont considérés comme une surestimation. Au niveau du cercle 03, aucun sujet d'arganier n'a été signalé et les sols observés sont des régosols, qui sont des sols très peu évolués qui constituent l'essentiel des regs. Un reg est une surface plus ou moins plane caillouteuse débarrassée des éléments fins par le vent. Il correspond à la roche en place ou à d'anciens dépôts de cailloutis. Le cercle 04 est caractérisé par une rupture de l'arganeraie, ceci peut être justifié par le fait que les sols rencontrés dans cette zone sont des lithosols où les matériaux sont si rapidement érodés par les phénomènes météoriques (thermiques, éoliens et hydriques), qu'une couverture permanente de sols superficiels ne peut s'établir.

La pente de la plupart des lithosols cause une pauvreté de la flore, principalement constituée de buissons et de quelques acacias mais pas d'arganiers. Sur les terrains plats ils sont associés aux fluvisols où se trouvent des colonies d'acacias et rarement des pieds d'arganier ce qui explique cette rupture entre les cercles 01 et 02, où les sols au niveau du cercle 02 devient de plus en plus plat. Les sols au niveau du cercle 04, en raison de leur superficialité et de l'érosion, ils ne peuvent pas constituer des zones de pâturage importantes.

Les cercles 05, 06 et 07 ne sont pas pris en compte par la carte éditée par la DGF, ceci est probablement dû soit à l'éloignement et l'accès difficile de ces zones, soit à la très faible densité des sujets d'arganier notée dans ces Oueds pour les cartographier. Cependant, vu l'importance de cette essence sur les plans écologique et économique, surtout dans des zones sahariennes, et vu l'endémisme très marqué de l'arganier (à l'échelle planétaire l'arganier existe à l'état naturel seulement en Algérie et Maroc), nous avons jugé utile et important de signaler tout individu d'arganier dans la région de Tindouf.

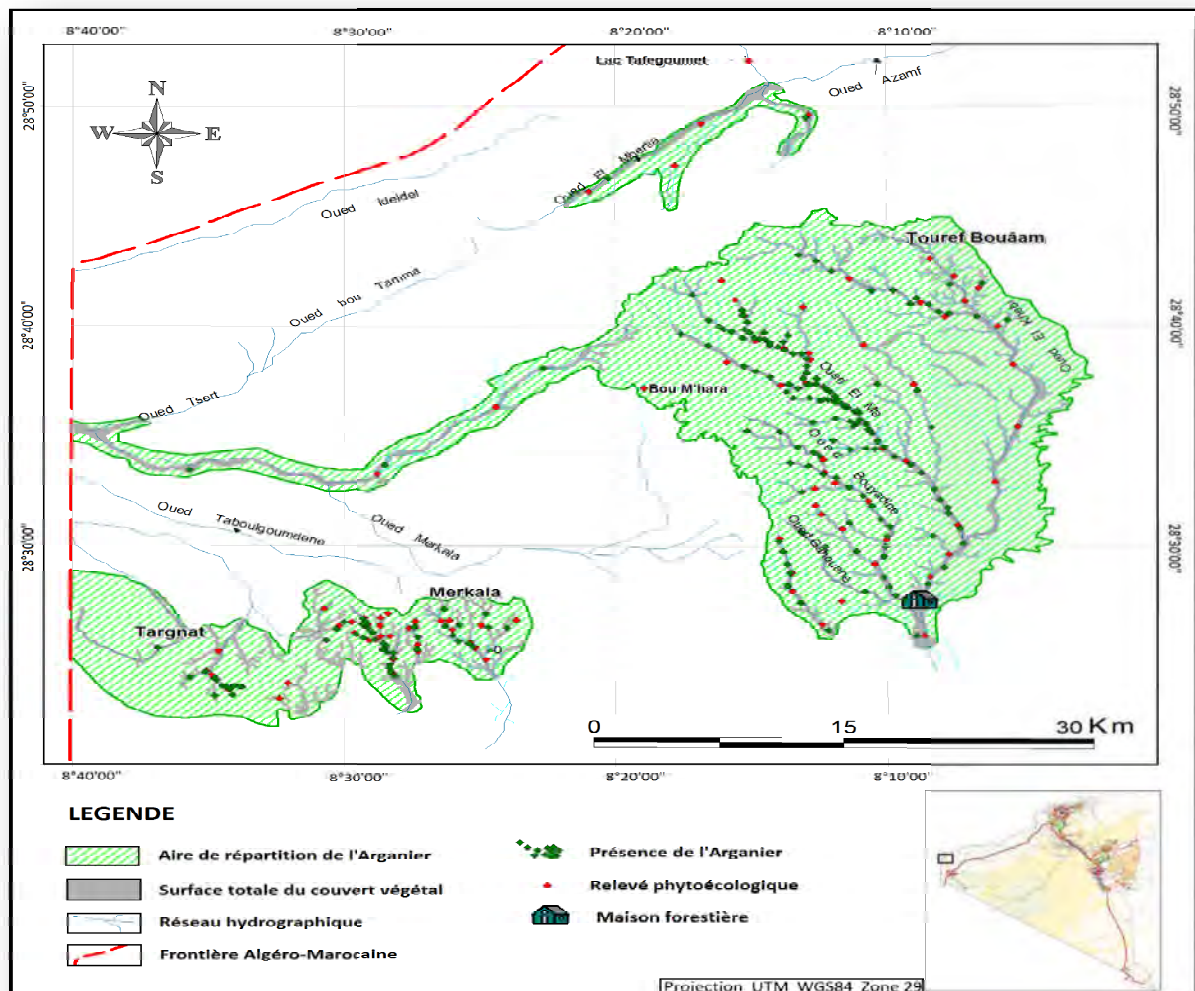
Les cercles 05, 06 et 07 correspondent respectivement à Oued Bou M'Hara, Oued Tsert et Oued El Mhertia, à ce niveau, les sujets d'arganier sont répartis pied par pied.

### **I.3. Phase traitement des données et synthèse**

Cette phase est l'étape finale qui fait suite aux missions de terrain et consiste à synthétiser le maximum d'informations disponibles recueillies lors de la première et la deuxième phase. Après avoir préparé toutes les cartes nécessaires sous forme de couches numériques (réseau hydrographique, végétation globale, limite des frontières algéro-marocaine, emplacement de



la maison forestière, densité des sujets d'arganier, emplacement des relevés) et traité les données issues des fiches d'enquête, nous avons synthétisé l'ensemble de ces informations sous forme d'une carte intitulée « carte de l'aire de répartition de l'arganier en Algérie » (carte.08).



**Carte.08.** Aire de répartition de l'arganier en Algérie (Source : Kechebar et al., 2013).

Notre travail sur terrain s'est réalisé sur une superficie totale d'environ 296.000 hectares, où nous avons pu délimiter l'aire naturelle de l'arganier, que ce soit sous forme de peuplement ou dispersé par individu. Cette aire est constituée principalement de deux périmètres ; périmètre de Touaref Bou Aam et périmètre de Merkala-Targant. Sa superficie totale a été estimée à 96940 hectares, où l'arganier est localisé sur des altitudes allant de 315 à 630 mètres.

**a. Périmètre de Touaref Bou Aam.** Ce périmètre correspond à la réserve naturelle de l'arganier qui renferme le plus grand nombre d'arbres d'arganier avec une superficie importante estimée à 72490 hectares. Au sein de ce périmètre nous avons noté que l'arganier est localisé principalement dans quatre oueds.

- **Oued El Ma.** C'est l'oued qui englobe la densité la plus importante d'arbres d'arganier où il constitue un peuplement pratiquement pur avec la présence de : *Anvillea radiata*, *Retama retam* et *Rhus tripartitus*. La densité varie, entre 10 et 15 sujets/ha à partir du 5<sup>ème</sup> Km au nord de la maison forestière, cette densité augmente progressivement jusqu'à atteindre 35 sujets/ha entre le 15<sup>ème</sup> et le 20<sup>ème</sup> kilomètre au nord puis commence à diminué pour atteindre 4 à 6 sujet/ha.
- **Oued El Khebi.** Se situe au nord-est de la maison forestière à environ 6 Km, il s'étale sur une longueur de 40 Km au sein de la réserve naturelle. L'arganier est absent sur la partie sud de l'Oued et commence à faire son apparition sous forme dispersée à partir du 25<sup>ème</sup> Km au nord de la maison forestière pour atteindre 8 sujets /hectare. Les principales espèces rencontrées sont : *Acacia raddiana*, *Argania spinosa*, *Retama retam* et *Anvillea radiata*. A ce niveau c'est l'*Acacia raddiana* qui domine sur l'arganier.
- **Oued Gahouane.** Se situe au nord-ouest de la maison forestière à environ 6,5 Km, il s'étale sur une longueur de 10 Km. La densité moyenne de l'arganier varie entre 3 et 15 sujets/ha. Les principales espèces rencontrées sont : *Acacia raddiana* (espèce dominante), *Acacia albida*, *Argania spinosa*, *Rhus tripartitus* et *lycium intricatum*. Des traces de charbonnières et de coupes illicites sur plusieurs sujets sont observées au niveau de cet oued (**photo.11**). Dans les zones arides et semi-arides d'Afrique du Nord, le surpâturage est généralement considéré comme une cause essentielle de la dégradation des écosystèmes naturels (**Le Houerou, 1968**). Le pâturage illicite dans cette région est la contrainte la plus menaçante au développement de cette espèce (**photo.12**).



Photo.11. Pâturage illicite dans l'arganeraie



Photo.12. Charbonnière pour bois d'arganier

- **Oued Bouyadine.** Se situe au nord-ouest de la maison forestière et il la traverse au sud. Le plus grand sujet d'arganier est enregistré au niveau de cet oued (plus de 12 mètres de hauteur). Les principales espèces notées sont : *Argania spinosa*, *Acacia raddiana*, *Anvillea radiata* et *Rhus tripartitus*. L'Arganier est présent en réseau diffus à épars et il domine avec une densité qui varie entre 7 et 20 sujets/ha. La propagation rapide de la cochenille sur la partie aérienne de l'arganier (feuilles, fruits et rameaux) peut causer des dégâts néfastes en cas d'absence de traitements.

**b. Périmètre de Merkala-Targant.** Ce périmètre s'étend sur une superficie de 21080 hectares, il est constitué de deux principales zones :

- **Zone de Merkala.** Se situe à l'ouest de la maison forestière à environ 32 Km, elle est caractérisée par des pentes relativement faibles, marquées par deux principaux oueds qui s'étalent sur des longueurs de 7,3 et 5 km. Les principales espèces rencontrées au niveau de cette zone sont : *Acacia raddiana*, *Acacia ehrenbergiana*, *Argania spinosa*, *Anvillea radiata* et *Launea Arborescens*. Cette zone est à dominance *Acacia raddiana*, les peuplements d'arganier sont généralement en réseau diffus à très épars, avec une densité allant de 7 à 15 sujets/ha. L'aspect des sujets d'arganier est buissonneux où les hauteurs varient entre 01 et 07 mètres. Des traces de termites sont fréquemment observées sur plusieurs sujets d'arganier (**photo.13**).



**Photo.13.** Impact des termites sur l'arganier

- **Zone de Targant.** Située à l'extrême ouest de la maison forestière d'environ 45 Km ; caractérisée par des escarpements rocheux très accidentés où les peuplements d'Arganier sont en réseau dense à diffus avec une dominance en amont de l'oued. La densité varie de 6 à 30 sujets/hectare, cependant la superficie totale de cette essence est moins importante comparée à celle dans la zone de Merkala. Les sujets d'Arganier dans la zone de Targant, présentent des feuilles bien développées en longueur et des rameaux moins épineux (**photo.14**). Beaucoup de travaux scientifiques s'orientent vers la culture *in vitro* (**Radi, 2003**) car la régénération des peuplements d'arganier, au Maroc, n'a pas été observée. Cependant, dans la zone de Targant nous avons signalé la présence de la régénération naturelle par semis ou nous avons noté 07 sujets de 30 à 40 centimètres de longueur (**photo.15**). Les principales espèces rencontrées sont : *Phœnix dactylifera*, *Acacia raddiana*, *Balanites aegyptiaca* et *Tamarix sp.*



**Photo.14.** Aspect morphologique des arbres de l'arganier de la zone de Targant (photo Kechebar)



**Photo.15.** Régénération naturelle de l'arganier par semi dans la zone de Targant (photo Kechebar)

#### I.4. Conclusion

La représentation cartographique indique que les formations végétales à *Argania spinosa* sont distribuées le long des lits d'oueds. L'aire de répartition de l'arganier est localisée principalement sur deux périmètres, le plus important est celui de Touaref Bou Aam et le deuxième englobe la zone de Merkala et la zone de Targant, couvrant une superficie totale estimée à 96940 hectares où l'arganier est localisé sur des altitudes allant de 315 à 630 mètres.

Les peuplements d'arganier sont localisés sur différents substrats à savoir : Sablonneux, caillouteux et rocheux. De même, il est présent sur de fortes pentes à Targant et la partie ouest de Merkala, des pentes moyennes avec une importante densité au niveau des ravins qui alimentent Oued El Ma, Oued El Khebi et Oued Bouyadine et sur des pentes faibles avec une densité moins importante sur la partie Est de Merkala et la partie sud et sud-est du périmètre de Touaref Bou Aam.

L'arganeraie, vu son importance, peut jouer un rôle économique pour les acteurs locaux (**Radi, 2003**) à condition que son utilisation se fait dans un cadre de respect de l'environnement, cependant nous constatons que le peuplement d'arganier de Tindouf a connu des interventions de coupes illicites, de surpâturage et de charbonnage depuis des décennies. La présence des bio-agresseurs tels que les termites et les cochenilles, que nous avons fréquemment observé dans les périmètres de Merkala et Touaref Bou Aam, peut constituer une sérieuse menace en raison de leurs propagation rapide.

La carte de l'aire de répartition naturelle de l'arganier algérien élaborée, pour la première fois, par le CRSTRA sera une base fondamentale pour le fondement de toute étude scientifique pour l'élaboration d'outils d'aide à la décision (**Joliveau, 1995**) en vue de conserver, développer et valoriser ce patrimoine naturel rare qu'est l'arganier.

## II. ETUDE STRUCTURALE DES PEUPEMENTS D'ARGANIER

### II.1. Etude de la hauteur, de la surface du houppier et de la densité

La comparaison des moyennes des paramètres de la structure (hauteur, surface du houppier et densité) pour les trois zones, a été faite à l'aide du logiciel Minitab 2000, en appliquant le test de Fisher. Pour la mise en évidence des groupes homogènes, nous avons utilisé le test de Newman et Keuls avec le même logiciel. Les résultats sont mentionnés dans le **tableau.06**.

**Tableau.06.** Distribution des moyennes de la hauteur, surface du houppier et de la densité dans les différentes zones à arganier.

	<b>Hauteur (m)</b>	<b>Surface du houppier (m<sup>2</sup>)</b>	<b>Densité (arbre/ha)</b>
<b>Targant</b>	6.8a	68.3a	13a
<b>Merkala</b>	3.4c	18.5c	08a
<b>Touaref Bou Aam</b>	4.6b	24.8b	11a

Selon les résultats obtenus, nous avons observé des différences très significatives entre la hauteur et la surface du houppier des trois zones (**Tab.06**) où les plus grandes moyennes de la hauteur et de la surface du houppier sont identifiées au niveau de la zone de Targant. Le test Newman et Keuls a révélé l'existence de trois groupes homogènes (**Tab.06**), le premier est celui de Targant, le second est celui de Merkala qui est très proche de celui de Touaref Bou Aam qui forme le troisième groupe. En termes de surface du houppier, le test décrit deux groupes homogènes (**Tab.06**), où la zone de Targant s'est individualisée avec un groupe et les deux autres zones forment le deuxième groupe. Donc nous pouvons déduire que la zone de Targant est structurée différemment par rapport aux deux autres zones de Merkala et Touaref Bou Aam. La densité des peuplements est très faible en raison des conditions de sécheresse qui caractérisent cette région saharienne. Selon **Boudy (1955)**, plus une région forestière est sèche (étage aride et semi aride), et plus la densité de ses peuplements adultes est réduite, en raison que les racines ont besoin d'un espace vital considérable pour puiser l'eau du sol.

Les résultats que nous avons obtenus à travers cette étude confirment nos observations faites sur le terrain, montrant que la zone de Targant est considérée comme unique, au niveau de

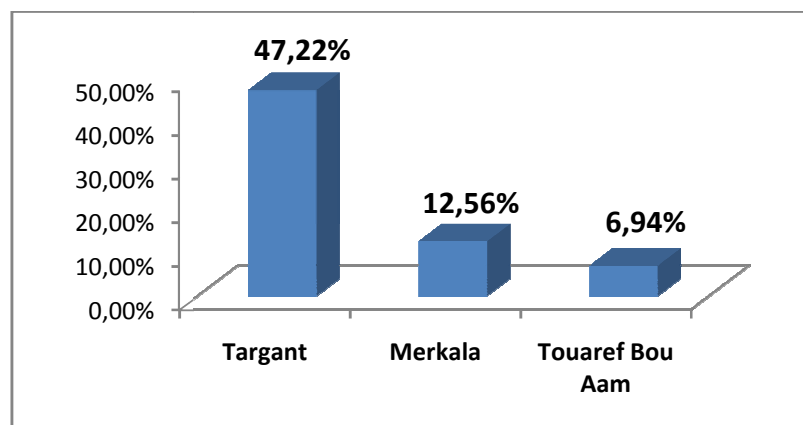
laquelle nous avons noté la présence de régénération naturelle, un peuplement mono-spécifique, des graines avec un calibre beaucoup plus important que celles des deux autres zones.

La hauteur moyenne des sujets d'arganier ne dépasse pas les 10 mètres, ce résultat est un atout pour l'arganeraie en raison que les arbres des régions arides sont exposés, durant une période importante de l'année, à des vents violents où une hauteur importante de l'arbre pourrait être un facteur aggravant pour causer des dégâts. Des études ont démontré que pour une même essence, les dégâts sont moins élevés dans les peuplements dont la hauteur dominante est inférieure à 15 m. Au-delà, les peuplements sont plus sensibles (**Richter, 1975 ; Brunig et al., 1973 ; Kohlstock et Lockow, 1981 ; Sheehan et al., 1982 ; Touzet, 1983, Tourret, 1989**). **Winterhoff et al. (1995)** annoncent un seuil d'augmentation significative des dégâts de 10 m pour les résineux et de 25 m pour les feuillus.

Tout comme la hauteur, la densité aussi est un facteur important pour le maintien des arbres dans ces environnements hostiles. De ce fait la faible densité de l'arganier pourrait jouer dans sa faveur. **Touzet (1983)** trouve que les dégâts sur l'épicéa commun augmentent lorsque la densité des peuplements augmente.

## II.2. Test germinatif des semences de l'arganier

Afin de confirmer les résultats obtenus, un test de germination des semences d'arganier a été fait et nous avons déterminé le taux de germination pour des semences de l'arganier collectées dans chacune des trois zones. Les résultats sont présentés dans la **figure.25**.



**Figure.25.** Taux de germination des semences d'arganier des trois périmètres



La figure 25 indique que le taux de germination le plus élevé est noté pour la zone de Targant avec 47,22 %, suivi par Merkala avec 12,56 %, tandis que la germination la plus faible est enregistrée pour la zone de Touaref Bou Aam avec 6.94 %.

Ces résultats nous ont permis de mieux appuyer les observations faites sur la zone qui englobe les arbres élités qui peuvent fournir des semences de qualité avec une bonne vigueur germinative. Par conséquent, nous pouvons dire que la caractérisation des peuplements et le test de germination nous ont conduits à confirmer que la zone de Targant inclus de bons semenciers. Il ressort aussi que dans l'ensemble, les peuplements d'arganier de la région de Tindouf connaissent une dynamique régressive, car la dynamique d'une population est principalement basée sur la régénération naturelle de cette ressource. Nos résultats montrent une absence totale de la régénération naturelle dans les deux zones de Merkala et Touaref Bou Aam. Cependant, elle est présente au niveau de Targant et celle-ci peut probablement être liée à deux principales causes : la première liée à la mise en défens et la deuxième à la scarification naturelle des semences.

La première cause, relative à une mise en défens, s'explique par le fait que la zone de Targant constitue une bande frontalière avec le Maroc où l'accès est strictement interdit pour l'homme et les animaux (absence totale de pâturage). De ce fait, cette zone peut être considérée comme une zone de mise en défens et par conséquent l'absence de broutage des jeunes semis et des plantules. La même observation a été soulevée par **Anthelme et Michalet (2009)** sur le problème de la régénération des acacias dans le désert du Niger.

La deuxième cause, relative à une scarification des semences, s'explique par la présence de substrat rugueux en surface composé de pierres et de roches qui permettent d'augmenter la force de frottement avec les semences lors des crues. Ce phénomène peut contribuer à l'amélioration de la perméabilité de la graine à l'eau et à l'oxygène et lever ainsi la dormance tégumentaire d'une façon naturelle (**Halevy, 1974**).

La régénération de l'arganeraie algérienne reste alarmante, car les sols et les conditions climatiques défavorables, en particulier dans la région de Tindouf, où la teneur en eau du sol détermine la dynamique de la végétation et influence la structure de la population, et donc les plantules seront incapables de résister aux contraintes (**Noumi et al., 2010**). D'autres auteurs (**Larwanou et Saadou, 2004**) montrent que la régénération naturelle des arbres est déterminée par la teneur en eau du sol, ce paramètre est considéré comme un facteur clé de la croissance des arbres et de la composition floristique et par conséquent le fonctionnement des

écosystèmes. En outre, l'inhibition tégumentaire de la graine est un facteur d'adaptation important pour assurer la subsistance de l'espèce, car elle permet le maintien d'un stock de graines viables dans le sol (Coe et Coe, 1987 ; Tybirk, 1991). Ces graines peuvent survivre plusieurs années et périodes défavorables sans dommages et germent lorsque les conditions environnementales deviennent favorables (Tybirk, 1991).

### II.3. Conclusion

L'arganier est une espèce remarquable, compte tenu de son importance sur les plans écologique et économique. Nous avons remarqué, selon le facteur de la densité, que les arbres d'arganier forment de petits peuplements dispersés comme n'importe quel arbre caractéristique des régions arides parce qu'ils ont besoin de plus d'espace vital pour le développement de leur racines et ainsi résister aux conditions de sécheresse du milieu. Le fait que les formations végétales à *Argania spinosa* sont distribuées le long des lits d'oueds, assure la fertilité et la restauration des sols, et grâce à la strate herbacée, elles contribuent à stabiliser les berges des oueds et de fournir un habitat et microclimat pour la faune.

Après avoir élaboré la première carte de l'aire de répartition naturelle de l'arganier, cette étude structurale nous a permis de faire une caractérisation de l'arganeraie algérienne qui est une étape primordiale dans un plan d'aménagement et de valorisation de cette ressource sur le long et moyen terme.

A la base de cette étude, nous avons pu établir une comparaison entre les trois zones de Targant, Merkala et Touaref Bou Aam sur le plan structurale en tenant compte des facteurs de croissance et de distribution spatiale (Hauteur, Surface du houppier et Densité). Selon les résultats obtenus, nous pouvons tirer les conclusions suivantes :

- La zone de Targant est plus homogène que les deux zones de Merkala et de Touaref Bou Aam qui présentent une hétérogénéité de la structure horizontale et verticale ;
- La zone de Targant est celle qui peut fournir des semences de qualité sur le plan de la vigueur germinative, vu que les arbres élites sont repérés au niveau de cette zone. Cependant la surface totale de l'arganier, qui est réduite, dans cette zone peut être une contrainte pour l'exploitation intensive de cette essence.

### III. CARACTERISATION DE L'HUILE D'ARGAN ALGERIENNE

Il est important de signaler que pour pouvoir caractériser l'huile d'argan algérienne, il faudrait la comparer à une huile de référence connue sur le marché qu'est l'huile d'argan marocaine. Cette dernière est extraite par presse automatique à l'aide d'une machine contrairement à la notre qui est obtenue d'une manière traditionnelle.

Les deux huiles ont fait l'objet d'une série de tests comprenant caractérisation physico-chimique à travers l'étude de l'acidité des huiles, leurs degrés d'oxydation et de peroxydation, ainsi que l'identification des acides gras et des stérols par CPG et les dosages des polyphénols, des chlorophylles et des caroténoïdes.

#### III.1. Propriétés physico-chimiques de l'huile d'argan

- **Densité.** Le **tableau.07** résume les résultats relatifs à la densité de l'huile d'argan algérienne en comparaison avec celle. Cette densité est plus élevée pour l'huile traditionnelle algérienne (0.915 et 0.914, à 15 et 20°C respectivement) par rapport à l'huile marocaine (0.905 et 0.904, à 15 et 20°C respectivement).
- **Acidité oléique.** Comme pour l'étude de la densité, le **tableau.07** montre une importante variabilité entre les deux huiles. En effet, le taux d'acide oléique de l'huile algérienne est approximativement trois fois plus élevé que celui de l'huile marocaine, avec des pourcentages de 0.8 et 0.3%, respectivement.
- **Indice de peroxyde.** L'indice de peroxyde des 2 huiles est illustré dans le **tableau.07**. L'analyse des valeurs obtenues révèle que l'huile artisanale possède l'indice le plus fort (IP = 16.3 méq O<sub>2</sub>/kg corps gras) par comparaison à l'huile industrielle (IP = 13.3 méq O<sub>2</sub>/kg corps gras).
- **Teneur en eau et en matières volatiles.** Comme pour les caractéristiques précédemment décrites, le **tableau.07** montre une différence entre les deux huiles étudiées, avec un pourcentage en eau et en matières volatiles assez élevée pour l'huile marocaine que celle algérienne, avec des valeurs égales à 0.14 et 0.09%, respectivement.

**Tableau.07.** Propriétés physico-chimiques des huiles d'argan traditionnelle de l'Algérie et pressée du Maroc.

caractères physicochimiques	Huile du Maroc	Huile d'Algérie
Densité à + 15°C (g/ml)	0,905	0,915
Densité à + 20°C (g/ml)	0,904	0,914
Acidité oléique (exprimé en % d'acide oléique)	0,3	0,8
Indice de peroxyde (méq O <sub>2</sub> /kg corps gras)	13.33	16.33
Teneur en eau et matières volatiles (%)	0,136	0,092
Pourcentage insaponifiable	1.0	0,7
Extinction spécifique :		
K232	2,343	1,155
K270	0,248	0,251

- **Pourcentage insaponifiable.** L'analyse du **tableau.07** concernant le pourcentage des insaponifiables confirme la variabilité qui existe entre les deux huiles étudiées. En effet, cet indice est de 0.7 pour l'huile artisanale alors qu'il atteint 1 pour celle industrielle.
- **L'extinction spécifique.** L'extinction spécifique d'une huile donnée est mesurée à 4 longueurs d'onde différentes à savoir 232 et 270 (**Tab.07**). L'extinction de l'huile algérienne à 232 montre qu'elle est nettement moins peroxydée que l'huile marocaine. En effet, l'huile marocaine présente une huile 2 fois plus peroxydée (K232=2.34) que celle algérienne (K232=1.15) Concernant l'extinction spécifique à 270 nm, le **tableau.07** dévoile que les deux huiles possèdent la même aptitude à la conservation avec une valeur approximative de 2.5 pour les deux huiles.

### III.2. Analyse des acides gras par CPG

Les résultats présentés dans le **tableau.08** montrent une variabilité de la composition en acides gras de l'huile d'argan en fonction de son origine et de la méthode d'extraction utilisée. Quantitativement, l'huile du Maroc présente des sommes des AG saturés et des AG mono-insaturés plus élevées que celles d'Algérie, respectivement de 22.16 et 48.77 pour la première huile et de 18.81 et 44.65 pour la deuxième. Par ailleurs, la situation inverse est observée pour les sommes des AG polyinsaturés et insaturés où l'huile artisanale (algérienne) présente les valeurs les plus élevées de 36.5 et 81.2 respectivement. L'identification par CPG montre que les principaux composés des deux huiles marocaine et algérienne sont l'acide oléique (48.22% et 44.3%, respectivement), l'acide linoléique (28.4 et 35.8%, respectivement) et l'acide palmitique (14.8 et 13%, respectivement). En outre, les pourcentages en certains acides gras mineurs présentent des différences plus ou moins importantes entre les deux provenances. A titre d'exemple, le pourcentage de l'acide laurique dans l'huile marocaine est le double de celui dans l'huile algérienne, 0.31 et 0.14%, respectivement.

**Tableau.08.** Compositions en acides gras (en %) de l'huile d'argan algérienne et celle marocaine obtenues par CPG.

Nom usuel	Nombre de carbones	Pourcentage en AG d'huile du Maroc	Pourcentage en AG d'huile d'Algérie
Acide oléique (mono-INS)	C18:1 $\omega$ -9	48.22	44.3
Acide linoléique (poly-INS)	C18:2 $\omega$ -6	28.36	35.8
Acide palmitique (S)	C16:0	14.76	13
Acide stéarique (S)	C18:0	6.47	5.2
Acide linoléique (poly-INS)	C18:3 $\omega$ -3	0.71	0.74
Acide arachidique (S)	C20:0	0.42	0.34
Acide palmitoléique (mono-INS)	C16:1	0.31	0.19
Acide laurique (S)	C12:0	0.31	0.14
Acide gadoléique (mono-INS)	C20:1	0.17	0.11
Acide margarique (S)	C17:0	0.12	0.07
Acide myristique (S)	C14:0	0.08	0.06
Acide heptadécénoïque (mono-INS)	C17:1	0.07	0.05
<b>Somme des AG (S)</b>		22.16	18.81
Somme des AG (mono-INS)		48.77	44.65
Somme des AG (poly-INS)		29.07	36.54
<b>Somme des AG (INS)</b>		77.84	81.19
Somme des AG		100	100

### III.3. Composition en stérols

Après saponification de la matière grasse, l'analyse par CPG a permis l'identification de 11 composés stéroliques dans les huiles d'argan traditionnelle et de 11 dans l'huile industrielle. Les stérols identifiés sont le  $\beta$ -sitostérol, le campestérol, le stigmastérol, le campestanol, le  $\Delta$ -7-avénastérol, le  $\Delta$ -7-stigmastérol, le 2-4 méthyléncholestérol, le clérostérol, le  $\Delta$ -7-campestérol, le  $\Delta$ -5-24-stigmastédiénol et le cholestérol (**tab.09**). Bien que, les composés identifiés sont les mêmes dans les 2 huiles, une variabilité des quantités en stérols a été enregistrée. En outre, le  $\beta$ -sitostérol est le composé majoritaire des huiles algérienne et marocaine, avec un pourcentage atteignant 64.2 et 58.9%, respectivement, suivis par le campestérol et le stigmastérol (19.2 et 8.5% pour la première huile et 17.7 et 17.4% pour la deuxième, respectivement).

**Tableau.09.** Composition stérolique (en %) de l'huile d'argan algérienne et celle marocaine obtenue par CPG.

Nom usuel	Pourcentage en stérols de l'huile du Maroc	Pourcentage en stérols de l'huile d'Algérie
Béta sitostérol	58.89	64.22
Campestérol	17.69	19.23
Stigmastérol	17.39	8.53
Campestanol	2.56	3.89
Delta7 avénastérol	0.87	0.77
Delta7 stigmastérol	0.73	0.60
2-4 méthyléncholestérol	0.46	0.98
Clérostérol	0.44	0.56
Delta7 campestérol	0.36	0.75
Delta5-24 stigmastédiénol	0.51	0.27
Cholestérol	0.06	0.10

### III.4. Teneurs en polyphénols totaux de l'huile d'argan

Les teneurs en composés phénoliques des huiles artisanale et industrielle sont statistiquement les mêmes. En effet, ces teneurs sont de 0.12 mg d'équivalent acide gallique par gramme d'huile pour la fraction algérienne et 0.1 mg EAG g<sup>-1</sup> H pour celle marocaine (**tab.10**)

### III.5. Teneurs en chlorophylles et en caroténoïdes de l'huile d'argan

La variation des teneurs en chlorophylles montre que l'huile marocaine est plus riche en ce pigment par comparaison avec l'huile algérienne avec des teneurs égales à 1.8 et 1.3 mg phéophytine/kg d'huile, respectivement (**tab.10**). Concernant les teneurs en caroténoïdes, les résultats montrent des teneurs relativement comparables entre les deux huiles, aux alentours de 0.8 mg lutéine/kg d'huile.

**Tableau.10.** Teneurs en polyphénols totaux, chlorophylles et caroténoïdes de deux huiles d'argan : algérienne et marocaine

	<b>Polyphénols totaux</b> (mg EAG g <sup>-1</sup> d'huile)	<b>Chlorophylles</b> (mg phéophytine/kg d'huile)	<b>Caroténoïdes</b> (mg lutéine/kg d'huile)
<b>Huile algérienne</b>	0.12a	1.3b	0.74a
<b>Huile marocaine</b>	0.01a	1.8a	0.86a

### III.6. Discussion

A travers ce volet, une analyse des caractéristiques physico-chimiques, de la composition en acides gras et en stérols ainsi qu'une quantification des chlorophylles et des caroténoïdes de deux huiles d'argan, l'une traditionnelle (Algérie) et l'autre par presse (Maroc), a été faite. Les principaux résultats ont montré une différence, plus ou moins marquée, entre ces deux huiles.

#### ➤ **Caractéristiques physicochimiques des deux huiles d'argan.**

Les résultats obtenus lors de cette étude montrent une différence des caractéristiques qualitatives entre les deux huiles, algérienne et marocaine en fonction de leurs modes de préparation. L'indice de peroxyde, par exemple, est plus élevé pour les huiles extraites traditionnellement par rapport à celles extraites mécaniquement (16.33 et 13.33 méq O<sub>2</sub>/kg



corps gras, respectivement). D'après **Clodoveo et al. (2007)**, cet écart entre les huiles extraites mécaniquement par rapport à celles extraites artisanalement, pourrait être expliqué par le fait que l'eau catalyse l'hydrolyse des triglycérides et donc entraîne une augmentation de l'acidité.

La comparaison qualitative entre les deux huiles montre que l'acidité oléique de l'huile marocaine est meilleure que celle de l'huile algérienne (0.3% et 0.8%, respectivement). Ces résultats sont en accord avec ceux trouvés antérieurement par **Cayuela et al. (2008)** pour les huiles d'argane et par **Chimi (2005)** pour les huiles d'olive. D'après ces auteurs, l'oxydation de l'huile commence après que les graines soient concassées et continue pendant leurs traitements. La différence dans la méthode d'extraction de l'huile induit une différence dans leurs stabilités oxydatives (**Charrouf et al., 2011**). Dans ce contexte, l'huile produite par le procédé traditionnel présente une acidité initiale beaucoup plus élevée que celle des huiles préparées par presse. Cette différence pourrait être expliquée par les travaux de **Charrouf et al., (2011)** qui a démontré que la méthode traditionnelle conduit à une hydrolyse supérieure des triglycérides par rapport à la méthode par presse.

D'autre part, l'absorbance dans l'ultraviolet à 232 et à 270 nm, indique que l'extinction spécifique des deux huiles étudiées n'excède pas les limites fixées par la norme marocaine ( $K_{232} \leq 2.5$  et  $K_{270} \leq 0.25$ ). L'étude de ce paramètre est très importante étant donné qu'il fournit des informations au sujet de la présence des diènes conjugués ( $K_{232}$ ) et des triènes ( $K_{270}$ ) formés pendant l'auto-oxydation de l'huile (**Caponino et al., 2005**). Ces diènes et triènes conjugués sont proportionnels au degré d'oxydation des acides gras insaturés en particulier à ses teneurs respectives en acides oléiques, linoléique et linoléique (**Sciancalepore et al., 1998**). De ce fait, plus l'extinction est forte, plus l'huile est peroxydée et riche en produits d'oxydation secondaires, ce qui traduit une faible aptitude à la conservation. D'après nos résultats, l'huile artisanale ainsi que l'huile de presse présentent des aptitudes élevées et comparables à la conservation.

Quant à la teneur en eau des huiles d'argane, nos résultats ont montré qu'elle est influencée par la technologie d'extraction. En effet, l'huile produite traditionnellement a enregistré des valeurs d'humidité faible par rapport à celle préparée par presse mécanique. Dans ce cas, il est possible que le taux d'humidité élevé provoque le phénomène d'oxydation des acides gras insaturés (**Gharby, 2012**).

Considérant le pourcentage insaponifiable, ce paramètre, est de 0.7 et 0.96% (m/m) d'insaponifiable respectivement pour l'huile de l'arganier d'Algérie et de celle du Maroc. Ces valeurs indiquent que l'insaponifiable est une fraction mineure de l'huile d'argan et sont en bon accord avec ceux de **Adlouni (2010)** qui a trouvé que la fraction insaponifiable représente à peu près 1% (m/m) de la matière grasse de l'huile d'argan.

➤ **La composition en acides gras.**

Chaque huile est caractérisée par une composition spécifique en acides gras qui la différencie des autres huiles. Les résultats obtenus sur les deux échantillons montrent que la composition moyenne des acides gras des huiles d'argan analysées est variable en fonction de la méthode d'extraction adoptée. Cette inégalité est d'autant plus marquée au niveau des pourcentages moyens des acides dominants à savoir l'acide oléique (48 et 45% pour l'huile de presse et artisanale, respectivement) et l'acide linoléique (28 et 38%, pour l'huile de presse et artisanale, respectivement). Ces variations peuvent être attribuées à différents facteurs notamment à la provenance géographique (effet de l'environnement) et aux méthodes d'obtention de l'huile (**Aranda et al., 2003, Ben Temime et al., 2006**). Dans ce contexte, **Rahmani (2005)** a rapporté que le taux d'acide oléique enregistre une augmentation avec la pluviosité et que celui de l'acide linoléique s'accroît avec l'altitude. Aussi, d'après **Cimato (1990)**, la récolte retardée favorise l'augmentation du taux des acides gras insaturés, notamment l'acide linoléique, au dépend de l'acide palmitique. Néanmoins, certains auteurs tels que **Cayuela et al. (2008)** et **Gharby (2012)** ont rapporté que le mode d'extraction et l'origine géographique ne changent pas la composition en acides gras des huiles des fruits de l'arganier issus de localités différentes. En effet, l'étude réalisée par ce dernier auteur sur des huiles d'argan de douze différentes localités obtenues par des méthodes d'extraction traditionnelle, semi-mécanique et mécanique, ne montre aucune variation significative des taux d'acides gras suggérant que la méthode d'extraction et l'origine géographique n'induisent pas de changement dramatique dans la composition en pourcentages des acides gras de l'huile d'argane, et par conséquent, elles n'altèrent pas ses qualités diététiques.

En outre, il est à noter que l'huile d'argan issue de l'Algérie est plus riche en acides gras insaturés (mono- et poly-insaturés) avec un pourcentage de 81% contre 78% pour l'huile du Maroc. En effet, les acides gras mono-insaturés ont une grande importance en raison de leurs implications nutritionnelles et leurs effets sur la stabilité oxydative des huiles (**Abaza et al., 2003**). L'huile traditionnelle algérienne contient plus d'acide linoléique que l'huile par presse

marocaine, ce qui traduit une meilleure qualité alimentaire de la première considérant que l'acide linoléique est dit essentiel car il ne peut pas être synthétisé par l'organisme et doit donc être apporté par l'alimentation (**Vingering et al., 2010**). D'ailleurs, cet acide gras est indirectement à l'origine des prostaglandines et des leucotriènes des séries 1 et 2. Ces substances jouent un rôle important au niveau du système nerveux, de l'équilibre cardiovasculaire, de l'immunité, de la guérison des blessures et des réactions allergiques et inflammatoire (**Rahmani, 2005**).

➤ **La composition en stérols.**

Comme pour les acides gras, la composition en stérols des deux huiles étudiées a montré que l'huile artisanale est plus riche que celle par presse notamment pour les composés majoritaires tels que le  $\beta$ -sitostérol (64.2 et 58.9%, respectivement) et le campestérol (19.2 et 17.7%, respectivement). Cette différence entre l'huile algérienne et celle marocaine pourrait être attribué à l'origine géographique des arganiers étudiés. Ces informations se recoupent avec ceux de **Ben Temime et al. (2008)** qui ont trouvé que l'origine géographique et les facteurs climatiques influencent significativement la composition stérolique des huiles d'olive. De même, les travaux d'**Ayerdi-Gotor et al. (2008)** suggèrent que les effets génétiques et environnementaux sont les facteurs les plus influant sur les teneurs en phytostérols des huiles végétales. Par ailleurs, l'huile algérienne est plus riche en d'autres composés minoritaires tels que le  $\Delta^7$  campestérol, le 2-4 méthylcholestérol et le Clérostérol. L'ensemble de ces phytostérols fait de l'huile d'argan une huile de profil original car ces stérols qui appartiennent à la famille  $\Delta$ -7 sont rarement rencontrés dans les huiles végétales (**Hilali, 2008**). Ces phytostérols sont largement étudiés pour leur action anticancéreuse, immunomodulatrice et anti-inflammatoire (**Ayerdi-Gotor et al., 2008b**).

➤ **Polyphénols, chlorophylles et caroténoïdes.**

D'après nos résultats, l'huile d'argan traditionnelle et par presse contiennent des quantités comparables en substances phénoliques, de l'ordre de 0.11 mg EAG g<sup>-1</sup> H. Cette égalité entre les deux huiles malgré l'influence de la région et des procédés d'extraction est en bon accord avec les travaux de **Cayuela et al. (2008)** qui stipulent que les teneurs en polyphénols totaux dans les huiles d'argan ne dépassent pas les 10 ppm et ceci en raison de leurs forte affinité pour les matrices aqueuses plutôt que celles huileuses. Toutefois, il est important de souligner que ces composés sont, en grande partie, responsables du goût particulier, à la fois amer et fruité de cette huile et contribuent activement à sa stabilité, en augmentant sa résistance à

l'auto-oxydation (**Baccouri et al., 2006**). Ces polyphénols contribuent à la bonne stabilité d'une huile de deux manières : d'une part ces composés, antioxydants naturels, vont s'oxyder préférentiellement aux acides gras insaturés; d'autre part, on attribue aux phénols la capacité de piéger les radicaux OH (**Gutiérrez et al., 2001**).

D'après les résultats illustrés précédemment, l'huile d'argan d'Algérie est moins riche en chlorophylles que celle du Maroc. Les chlorophylles sont non désirables dans les huiles d'argan en raison de leur effet négatif sur la stabilité de l'huile et la perte de ses caractéristiques organoleptiques (**Tan et al., 1994**). Ce résultat additionné à la richesse des deux huiles en caroténoïdes connue pour leur activité antioxydante importante et leur contribution à la stabilité oxydative (**Aparicio et al., 1999**), confirme leurs grandes qualités.

A l'image des autres huiles végétales, l'acidification et l'oxydation de l'huile d'argan conduisent à des phénomènes néfastes d'altération qu'il faut combattre depuis la récolte des amandons jusqu'au stockage de l'huile. En conséquence, des critères physico-chimiques ont été sélectionnés pour constituer l'ossature de la détermination de la qualité de l'huile d'argan par la norme marocaine N.M.08.5.090. D'après cette norme, les critères physico-chimiques utilisés pour la classification qualitative des huiles d'argan «vierges» sont l'acidité libre, l'indice de peroxyde et l'extinction spécifique comme décrite dans le **tableau.11**.

D'après le tableau ci-dessous et nos résultats, il est possible de conclure que les huiles algérienne et marocaine sont des huiles vierges conformes à la norme marocaine, en dépit des différences observées selon le mode d'extraction et l'origine géographique. Par ailleurs, les pourcentages d'acidité et les extinctions spécifiques des huiles de presse et celle artisanale ne dépassent pas les limites établies par la norme marocaine pour les huiles vierge extra. Toutefois, les valeurs de l'indice de peroxyde tranchent entre les deux échantillons et permettent de qualifier l'huile marocaine d'huile vierge extra alors que celle algérienne est plutôt une huile vierge fine.

**Tableau.11.** Classification qualitative des huiles d'argane «vierges», selon la norme marocaine (N.M. 08.5.090)

Critères physico-chimiques	Huile d'argane «vierge» extra	Huile d'argane «vierge» fine	Huile d'argane «vierge» courante	Huile d'argane «vierge» lampante
Acidité oléique (exprimé en % d'acide oléique)	$\leq 0,8$	$\leq 1,5$	$\leq 2,5$	$> 2,5$
Indice de peroxyde (még O <sub>2</sub> /kg corps gras)	$\leq 15$	$\leq 20$	$\leq 20$	non limité
Absorbance à 270 nm	$\leq 0,35$	$\leq 0,35$	$\leq 0,45$	non limité

**III.7.Conclusion.**

La comparaison des caractéristiques physico-chimiques, des compositions en stérols et en acides gras des huiles d'argan artisanale et par presse, a montré une différence significative entre ces deux huiles au niveau de ces paramètres. D'une manière globale, l'huile artisanale de l'Algérie a dévoilé une meilleure qualité que l'huile marocaine grâce à sa pauvreté en chlorophylles et ses faibles valeurs d'extinctions spécifiques. Par ailleurs cette huile est plus riche en molécules d'intérêt notamment en acide linoléique, en  $\beta$ -sitostérol et en campostérol. Il est ainsi possible de conclure que bien que l'huile marocaine soit une huile vierge extra, l'huile algérienne traditionnelle fournit de meilleures qualités diététiques.

## IV. IMPACT DE LA SALINITE SUR L'ACCUMULATION DES COMPOSES PHENOLIQUES CHEZ L'ARGANIER

### IV.1. Caractérisation physicochimique du sol

Les échantillons pris en considération (sol, feuilles et fruits) sont ceux collectés dans la zone de Targant où la salinité est le facteur variable. Nous avons étudié la relation Salinité-Composés phénoliques pour trois points dont la salinité s'étale du peu salé à l'extrêmement salé selon l'échelle de la salinité établie par Aubert en 1978. Les résultats relatifs à ces trois points sont développés dans le présent volet.

- **Le pH.** Le pH d'une solution est la quantité d'ions  $H^+$  libres qu'elle contient (**Soltner, 1986**). Pour l'ensemble des sols étudiés de la région d'étude les valeurs du pH varient entre 7.55 et 7.95.

Le pH des sols étudiés a généralement une alcalinité faible à modérée c'est une fourchette de pH courants pour les sols des régions arides.

- **La conductivité électrique (CE).** La conductivité électrique est un paramètre important dans la mesure où elle reflète la minéralisation globale.

Les valeurs de la conductivité mesurées varient entre 0.8 et 8.5 millimhos/cm. Selon l'échelle de la salinité des sols de l'extrait aqueux établie par (**Aubert, 1978**). Nous avons constaté la présence de trois classes qui sont : sol peu salé, très salé et extrêmement salé correspondant aux trois points échantillonnés dont l'abréviation, dans ce volet, sera comme suit : le premier point correspond au sol peu salé de la zone de Targant et sera noté « **P-ST** », le deuxième point correspond au sol très salé et sera noté « **T-ST** » et enfin le dernier point du sol extrêmement salé sera noté « **E-ST** » (**tab.12**).

**Tableau.12.** Conductivité électrique du sol des principaux points à arganier de la zone de Targant.

Classe de salinité	Non salé	peu salé	salé	très salé	extrêmement salé
Conductivité électrique (millimhos/cm)	< 0.6	0.6 to 1.2	1.2 to 2.4	2.4 to 6	> 6
P-ST		<b>0.8</b>			
T-ST				<b>4.35</b>	
E-ST					<b>8.5</b>

- **Le taux de sodium échangeable (ESP).** Il s'agit du pourcentage de sodium échangeable sur le complexe d'échange, est exprimé par la formule qui suit (Richards, 1954) :

$$ESP = \frac{Na}{CEC} \times 100$$

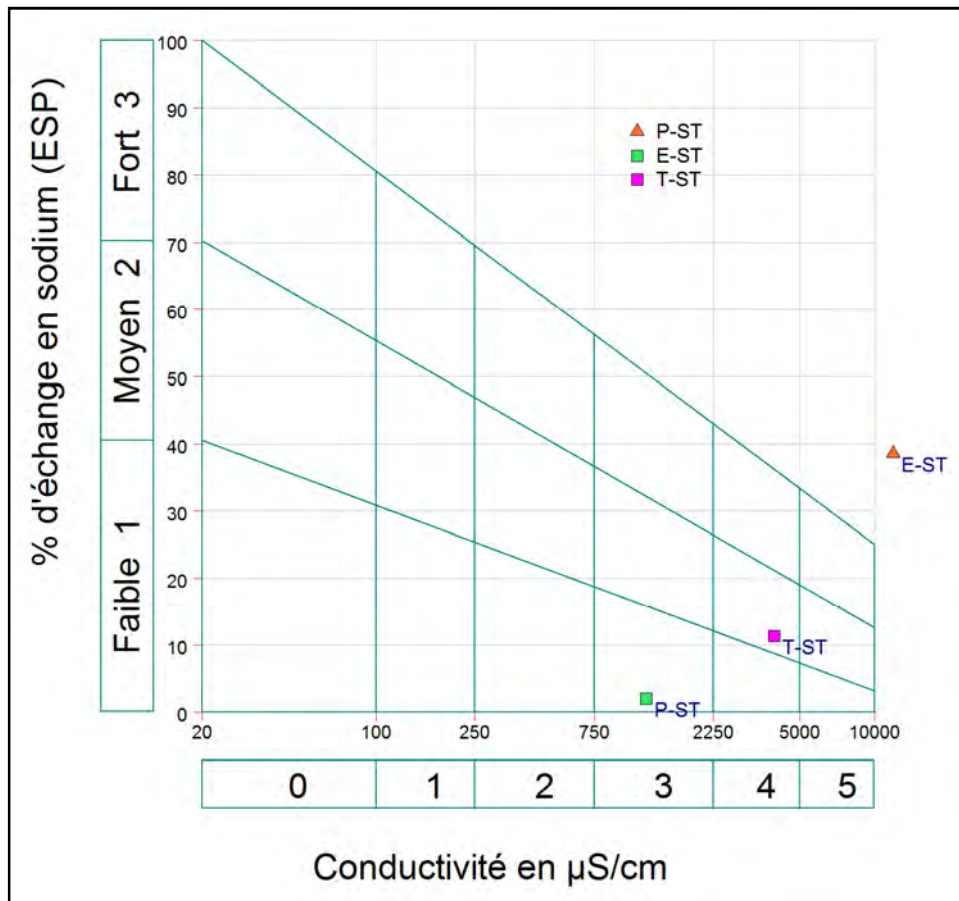
Na<sup>+</sup> : exprimé en méq/100g

CEC : exprimé en méq/100g.

Selon la **FAO (1984)** la limite de classe pour le taux de sodium échangeable est donnée comme suit :

- ESP < 5% : alcalinité légère.
- 5% < ESP < 20% : alcalinité modérée.
- 20 % < ESP < 45% : alcalinité grave.
- ESP > 45% : alcalinité très grave.

La projection des trois points sur le diagramme ESP- Conductivité électrique a fait apparaître trois classes (**fig.26**) : bonne, médiocre et mauvaise.



**Figure.26.** Diagramme de l'ESP en fonction de la conductivité électrique des solutions du sol

- **SAR (sodium adsorption ratio).** Il s'agit d'un paramètre fondamental pour la détermination du niveau de l'alcalinisation de la solution du sol.

La valeur du SAR représente le taux de sodium adsorbable par rapport aux autres cations ( $\text{Ca}^{++}$  et  $\text{Mg}^{++}$ ). La relation entre les trois cations est proposée par le laboratoire de Riverside (**Richards, 1954**), il est exprimé par la relation suivante :

$$SAR = \frac{Na}{\sqrt{\frac{(Ca + Mg)}{2}}}$$

$\text{Na}^+$ ,  $\text{Ca}^{++}$  et  $\text{Mg}^{++}$  de la solution dosée.

Le SAR est un critère utilisé pour prévoir l'évolution de la composition du complexe d'échange et on peut distinguer deux cas : (**Cherbuy, 1991**).

- Si le SAR > 10, il y a sodisation
- Si le SAR < 10, il n'y a pas d'enrichissement du complexe d'échange en sodium.



La représentation de la conductivité électrique en fonction du SAR (**fig.27**), montre que les sols échantillonnés présentent des valeurs de SAR > 10. Seul l'échantillon P-ST présente une valeur de SAR < 10.

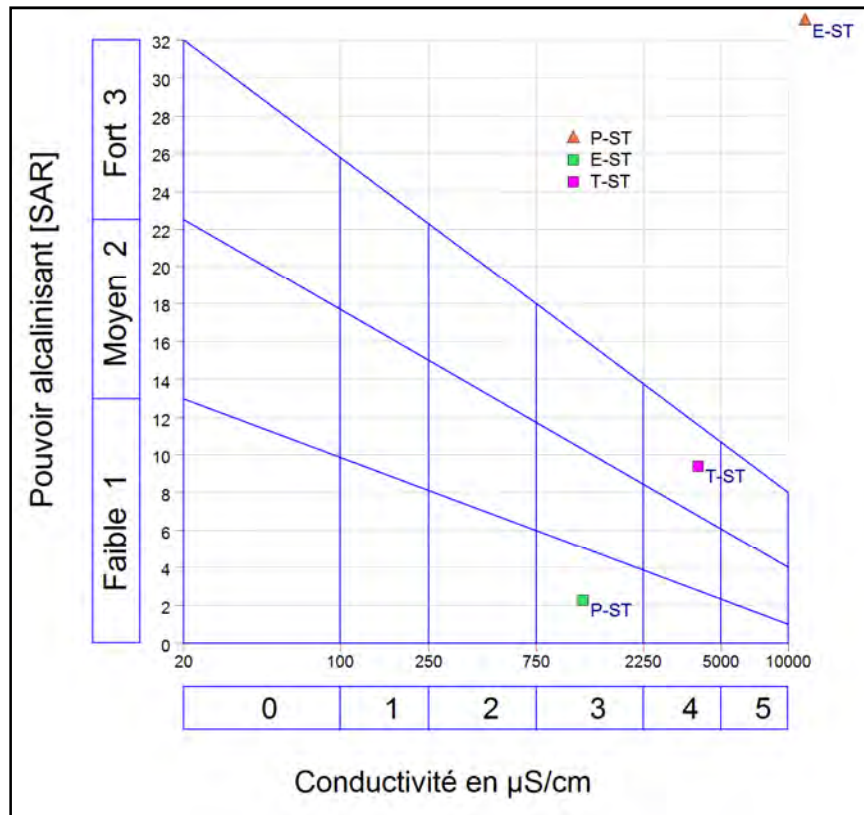


Figure.27. Diagramme de Richards des solutions du sol

Pour préciser la nature et le type de la salinisation (**Sandonikov, 1953 ; Servant et Servat, 1966**) ont proposé d'utiliser le rapport  $Cl^-/SO_4^{2-}$

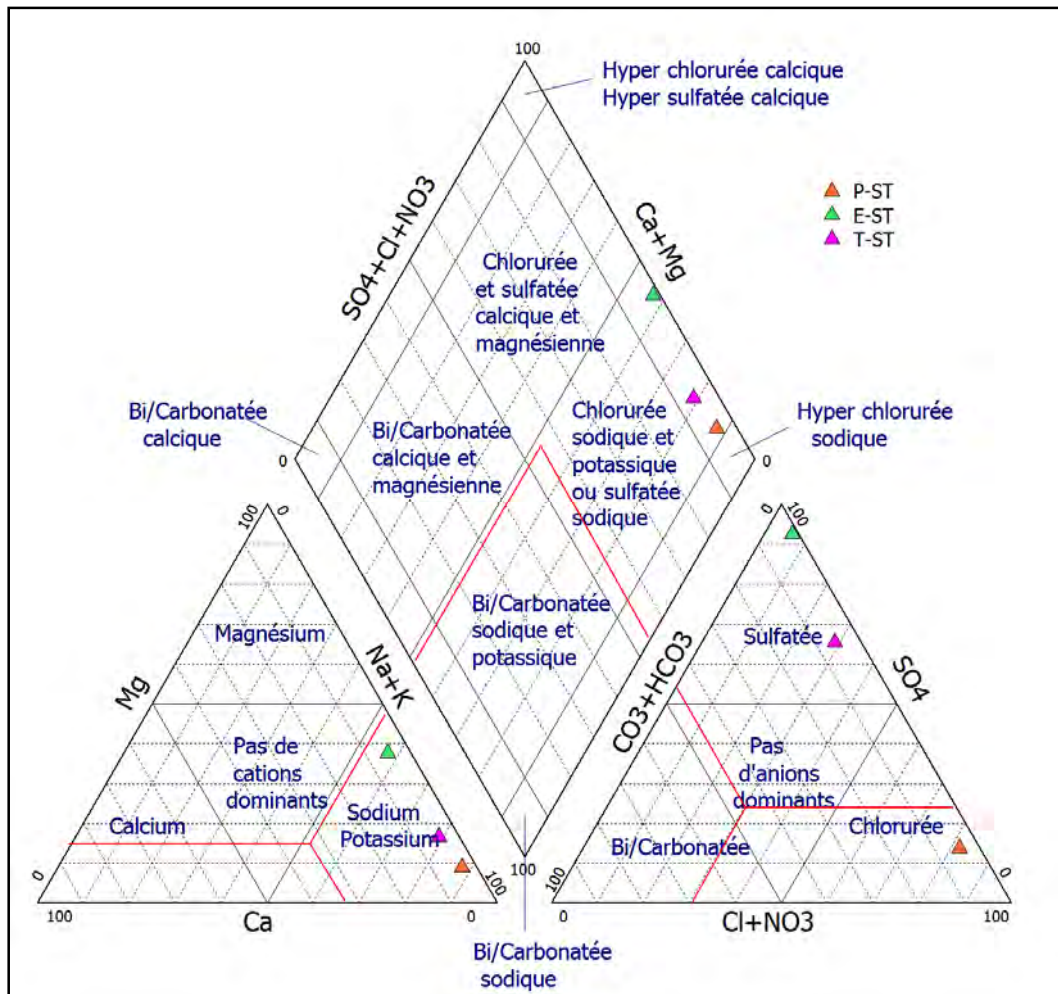
Le traitement des résultats rapport  $Cl^-/SO_4^{2-}$  a permis de déterminer le type de la salinisation, l'ensemble de ces résultats est résumé dans le **tableau.13**, la salinisation sulfato-chlorée représente l'échantillon T-ST, la salinisation chlorurée et sulfatée représente respectivement les échantillons E-ST et P-ST.

Tableau.13. Type anionique de salinisation de la région de Tindouf

Nom d'échantillon	$Cl^-/SO_4^{2-}$	Type de salinisation
E-ST	5.91	Salinisation chlorurée
P-ST	0.07	Salinisation sulfaté
T-ST	0.44	Salinisation sulfato-chlorée

- **Faciès chimiques des solutions d'extraction.** Le faciès chimique des solutions d'extraction du sol a été déterminé à l'aide du diagramme de piper, en ayant recours au logiciel Diagramme du Laboratoire d'hydrogéologie d'Avignon (**Roland Simler, 2013**).

La projection des ions majeurs des solutions d'extraction du sol sur le diagramme de piper (**fig.28**) révèle deux type de faciès chimiques, ces faciès sont : sulfaté sodique et chloruré sodique.



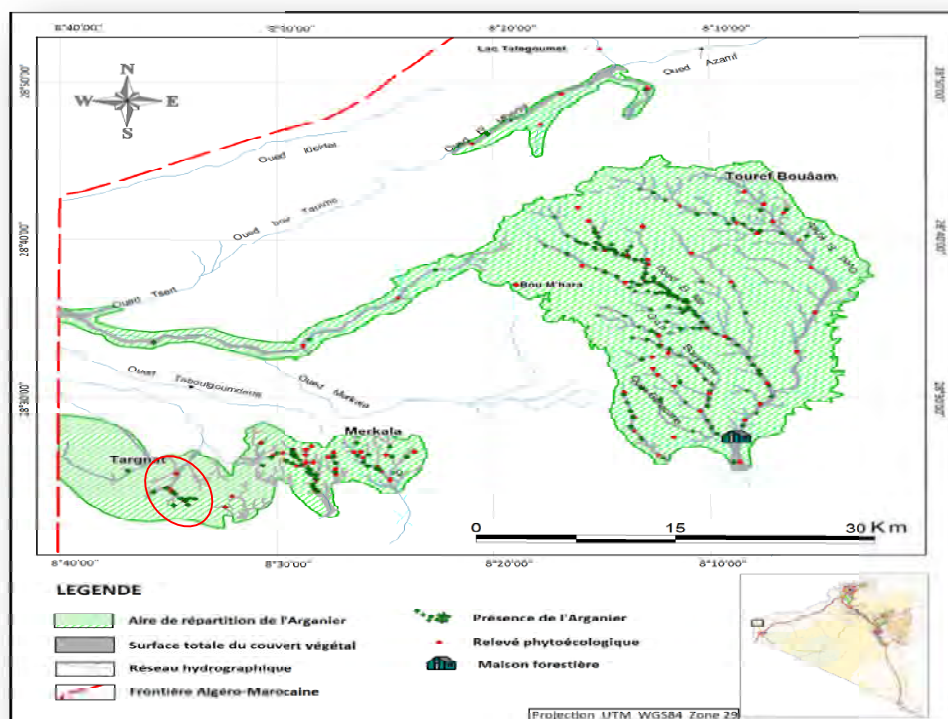
**Figure.28.** Diagramme de piper des solutions du sol

Afin de limiter les variables exogènes à un seul facteur qu'est la salinité du sol, nous avons choisi de travailler sur la zone de Targant qui englobe un peuplement bienvenant et c'est seulement au niveau de cette zone que nous avons pu détecter un gradient de salinité qui nous permet d'évaluer l'impact de la salinité sur les feuilles et les fruits de l'arganier.

En fonction de la salinité du sol (selon les résultats obtenus), nous avons partagé la zone de Targant en trois sous zones. Donc cette partie du travail portera sur trois principaux points répartis, en fonction de la salinité, comme suit :

- **P-ST**, où le sol est considéré comme non salé ;
- **T-ST**, où le sol est considéré comme très salé ;
- **E-ST**, où le sol est considéré comme extrêmement salé.

L'emplacement de cette zone est représenté sur la **figure.29**.



**Figure.29.** Emplacement de la zone échantillonnée de Targant

## IV.2. Effet de la salinité sur l'accumulation des composés phénoliques dans les feuilles de l'arganier

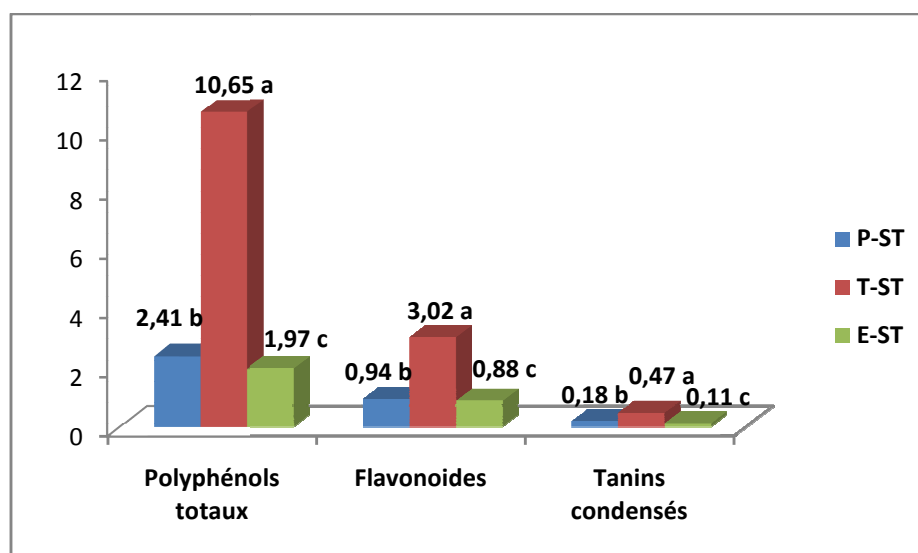
L'utilisation successive de solvants avec différentes polarités augmente la chance d'extraire le maximum de composés phénoliques. L'utilisation de l'hexane, qui est un solvant apolaire, en premier lieu permet de nettoyer notre échantillon de tout ce qui est gras et inactifs tels que les pigments chlorophylliens.

### IV.2.1. Extrait acétate d'éthyle

L'acétate d'éthyle possède une polarité de 4.4, c'est un solvant considéré comme moyennement polaire comparé aux autres solvants utilisés. Les extraits de feuilles issues de ce solvant ont fait l'objet d'une étude quantitative par le dosage des polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés ainsi que d'une étude qualitative par quatre tests à savoir l'activité antioxydante totale, test antiradicalaire DPPH, pouvoir réducteur du fer et le test d'inhibition du blanchiment de la  $\beta$ -carotène.

#### IV.2.1.1. Quantification des polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés

Les résultats du dosage des polyphénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés pour les trois points **P-ST**, **T-ST** et **E-ST** sont représentés par la **figure.30**.



**Figure.30.** Taux des polyphénols totaux (mg EAG g<sup>-1</sup>MS), flavonoïdes et tanins condensés (mg EC g<sup>-1</sup>MS) dans les feuilles de l'arganier des trois points

Concernant l'extrait acétate d'éthyle des feuilles, il renferme une quantité plus ou moins faible en polyphénols totaux, cependant cette quantité varie en fonction de la salinité. Le point T-ST renferme 10.65 mg EAG g<sup>-1</sup>MS, cette valeur est 6 fois plus importante que celle enregistrée pour E-ST (1.97 mg EAG g<sup>-1</sup>MS) et 5 fois que celle enregistrée pour P-ST (2.41 mg EAG g<sup>-1</sup>MS) (**fig.30**). Le **tableau.14** traduit ces résultats par une analyse de la variance à un facteur contrôlé.

L'analyse de la variance à un facteur contrôlé a montré qu'il existe des différences très hautement significatives entre les points et que le test de Newman et Keuls a fait ressortir deux groupes homogènes, où P-ST et E-ST appartiennent au même groupe, tandis que T-ST s'individualise avec un autre groupe.

La même tendance est observée pour les flavonoïdes où nous avons enregistré la valeur la plus importante pour T-ST avec une concentration de 3.02 mg EC g<sup>-1</sup>MS, cette valeur est 3 fois plus que celle enregistrée pour P-ST (0.94 mg EC g<sup>-1</sup>MS) et E-ST (0.88 mg EC g<sup>-1</sup>MS) (**fig.30**).

L'analyse statistique a montré que la quantité en flavonoïdes diffère d'une manière très hautement significative entre les trois points et que T-ST appartient au premier groupe tandis que P-ST et E-ST appartiennent au second.

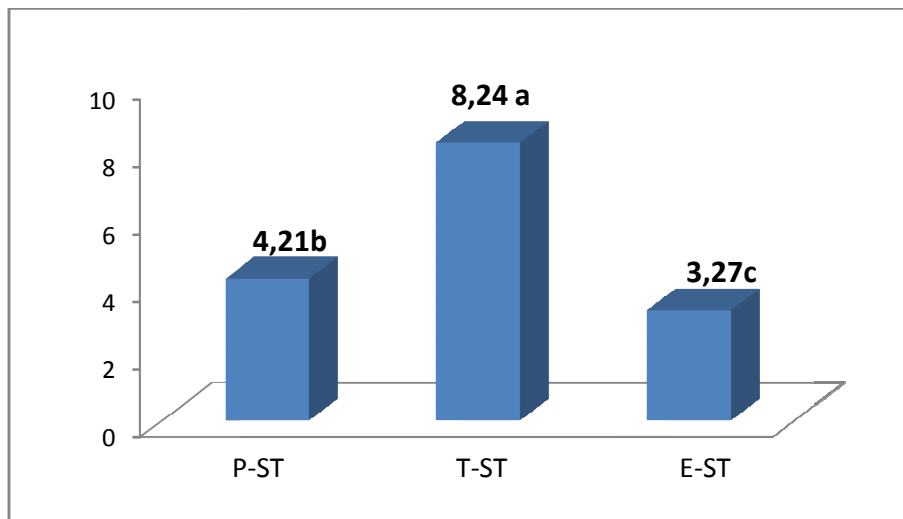
De même pour les tanins condensés où les feuilles de l'extrait acétat d'éthyle du point T-ST renferme 0.47 mg EC g<sup>-1</sup>MS suivie par P-ST et E-ST avec 0.18 et 0.11 mg EC g<sup>-1</sup>MS respectivement (**fig.30**).

L'analyse de la variance a montré qu'il existe des différences très hautement significatives entre les trois points où chaque point constitue un groupe à part.

#### IV.2.1.2. Estimation des activités antioxydantes

##### ➤ Capacité antioxydante totale

Les résultats de l'activité antioxydante totale de l'extrait acétat d'éthyle des feuilles de l'arganier pour les trois points P-ST, E-ST et T-ST sont représentés par la **figure.31**.



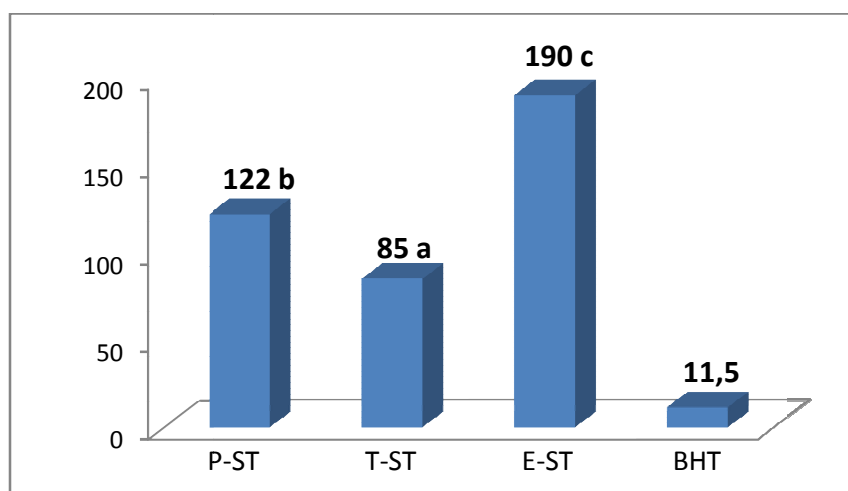
**Figure.31.** Activité antioxydante totale (mg EAG g<sup>-1</sup>MS) de l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de l'arganier des trois points

Les résultats de l'estimation de l'activité antioxydante totale ont montré que le point T-ST présente l'activité antioxydante la plus élevée (8.24 mg EAG g<sup>-1</sup>MS) (**fig.31**). En outre, cette activité est variable en fonction de la salinité. En fait, le point T-ST présente une activité totale double que celle de P-ST (4.21 mg EAG.g-1 MS) et triple que celle de E-ST (3.27 mg EAG.g-1 MS).

L'analyse statistique a montré que la différence est très hautement significative où nous distinguons deux groupes homogènes, T-ST formant le premier groupe et P-ST et E-ST forment le deuxième groupe.

#### ➤ Piégeage du radical DPPH

Les résultats de la capacité des extraits acétat d'éthyle des feuilles de l'arganier à neutraliser les radicaux DPPH sont présentés dans la **figure.32**.



**Figure.32.** CI<sub>50</sub> de piégeage du radical libre DPPH (µg.ml<sup>-1</sup>) de l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de l'arganier des trois points

La plus basse CI<sub>50</sub> est enregistrée pour le point T-ST (85 µg.ml<sup>-1</sup>) indiquant une meilleure activité par comparaison aux autres points P+-ST (CI<sub>50</sub> = 122 µg.ml<sup>-1</sup>) et E-ST (CI<sub>50</sub> = 190 µg.ml<sup>-1</sup>). Cependant le BHT (antioxydant synthétique puissant) reste le plus actif avec une CI<sub>50</sub> = 11.5 µg.ml<sup>-1</sup>.

L'analyse de la variance, des valeurs de la CI<sub>50</sub> obtenues, a montré des différences très hautement significatives entre les trois points. Le test de Newman et Keuls a révélé que chaque point appartient à un groupe homogène.

#### ➤ Pouvoir réducteur du fer

La **figure.33** présente les résultats concernant le pouvoir réducteur du fer de l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de l'arganier.



**Figure.33.** CE<sub>50</sub> du pouvoir réducteur du fer ( $\mu\text{g.ml}^{-1}$ ) de l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de l'arganier des trois points

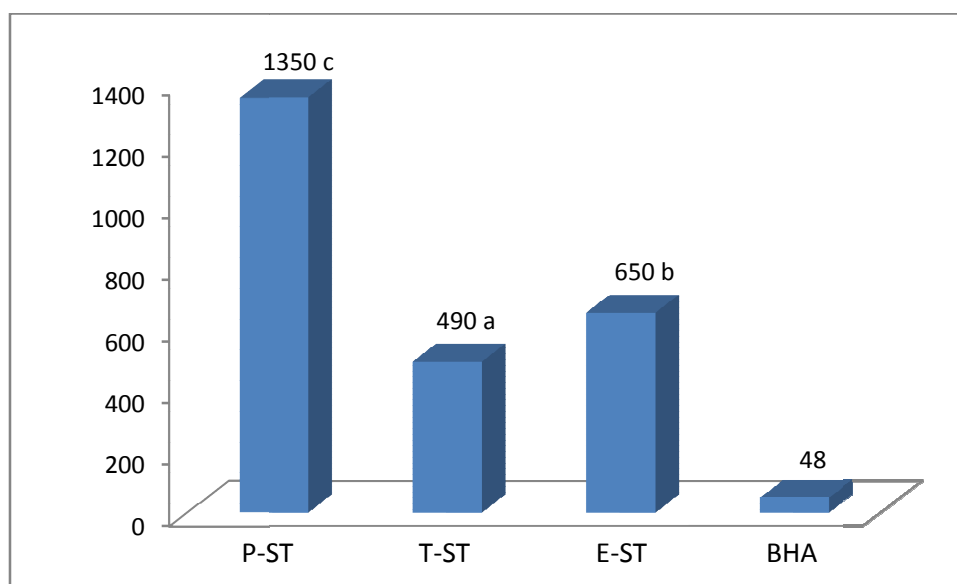
L'analyse de la **figure.33** confirme la variabilité intra-spécifique de l'activité réductrice. En effet, la CE<sub>50</sub> du point T-ST ( $170 \mu\text{g.ml}^{-1}$ ) est 2 et 3 fois inférieure à celle de P-ST et E-ST, respectivement. Cependant, c'est le témoin positif (Acide ascorbique) qui montre l'activité la plus importante ( $EC_{50} = 37.3 \mu\text{g.ml}^{-1}$ ) comparée aux autres points.

L'analyse statistique a montré des différences très hautement significatives entre les trois points avec trois groupes homogènes selon le test de Newman et Keuls.

#### ➤ **Activité inhibitrice du blanchiment du $\beta$ -carotène**

La **figure.34** présente les résultats du pouvoir inhibiteur du blanchiment du  $\beta$ -carotène de l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de l'arganier.





**Figure.34.** CI<sub>50</sub> de l'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène ( $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$ ) de l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de l'arganier des trois points

Comme pour les activités antioxydantes citées précédemment, le pouvoir inhibiteur du blanchiment du  $\beta$ -carotène suit la même tendance où l'activité la plus importante est noté pour le point T-ST avec une CI<sub>50</sub> de  $490 \mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$ , suivi de E-ST avec  $650 \mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$  et enfin le point P-ST avec l'activité la plus faible de  $1350 \mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$  (**fig.34**).

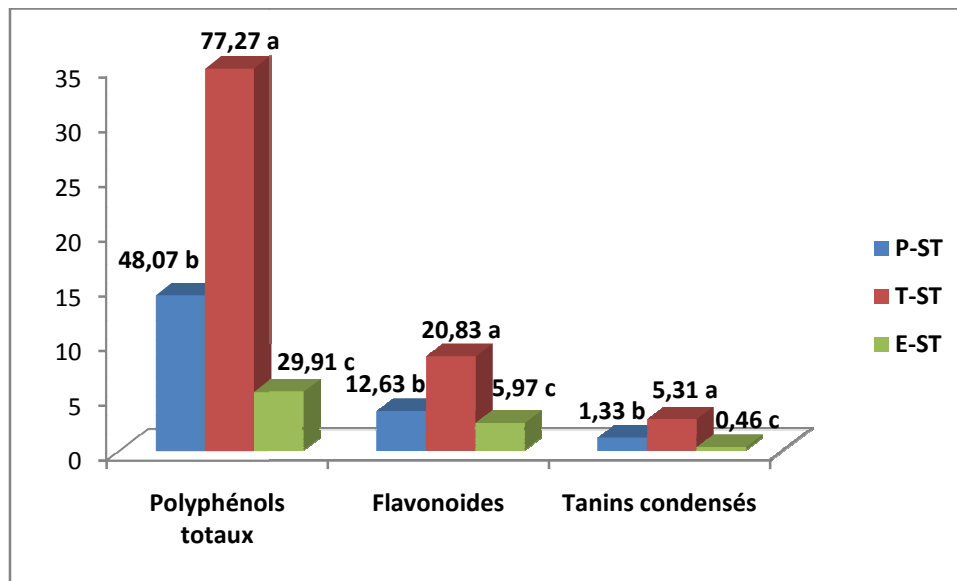
L'analyse de la variance montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les trois points où le test de Newman et Keuls a révélé l'existence de deux groupes homogènes, le premier est représenté par le point P-ST et le deuxième par les deux points T-ST et E-ST.

#### IV.2.2. Extrait méthanolique

Le méthanol est un solvant d'une polarité de 5.1, considéré comme polaire. Les extraits méthanoliques des feuilles de l'arganier ont fait l'objet d'une étude quantitative et qualitative semblable à celle de l'acétate d'éthyle.

##### IV.2.2.1. Quantification des polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés

L'estimation de la teneur en polyphénols totaux de l'extrait méthanolique en utilisant le réactif de Folin Ciocalteu indique que les feuilles de l'arganier sont très riches en ces composés (**fig.35**).



**Figure.35.** Taux des polyphénols totaux (mg EAG g<sup>-1</sup>MS), flavonoïdes et tanins condensés (mg EC g<sup>-1</sup>MS) dans les feuilles de l'arganier des trois points

Les résultats obtenus montrent que les teneurs en ces composés varient considérablement entre les trois points. C'est le point T-ST qui renferme la quantité la plus importante en polyphénols totaux avec 77.27 mg EAG g<sup>-1</sup>MS suivi de P-ST et E-ST avec 48.07 et 29.91 mg EAG g<sup>-1</sup>MS respectivement. L'analyse de la variance des concentrations des polyphénols totaux en fonction de la salinité.

L'analyse de la variance a montré qu'il existe des différences très hautement significatives entre les trois points et le test de Newman et Keuls a révélé trois groupes homogènes (**tab.21**) où chaque point appartient à un groupe à part.

Concernant les teneurs en flavonoïdes, accusent également des variations intra-spécifiques entre les trois points, selon la **figure.35**, le point T-ST renferme 20.83 mg EC g<sup>-1</sup>MS, tandis que les points M et E-ST renferment 12.63 et 5.97 mg EC g<sup>-1</sup>MS, respectivement.

L'analyse statistique révèle l'existence de trois groupes homogènes avec des différences très hautement significatives entre les trois points.

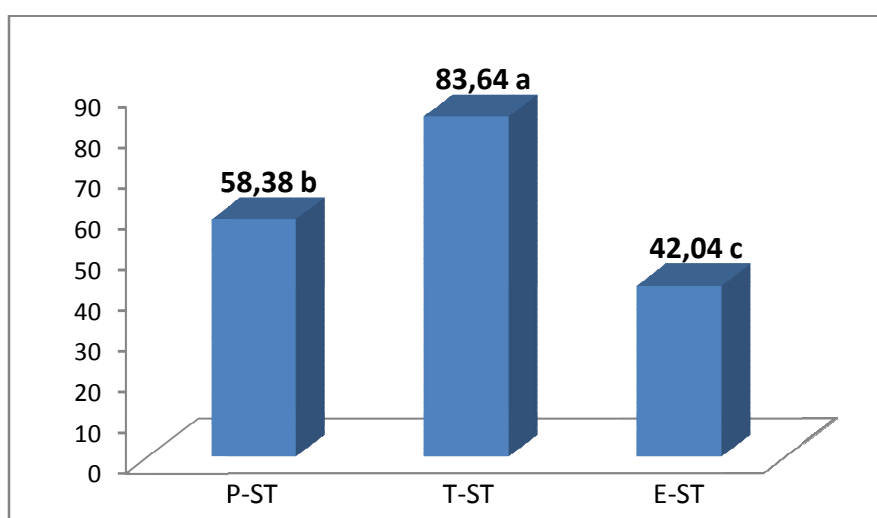
La teneur en tanins condensés suit la même tendance où le point T-ST renferme une teneur de 5.31 mg EC g<sup>-1</sup>MS, soit 4 fois supérieure à P-ST avec 1.33 mg EC g<sup>-1</sup>MS et 12 fois supérieure à E-ST avec 0.46 mg EC g<sup>-1</sup>MS (**fig.35**).

L'analyse statistique ANOVA à un facteur contrôlé révèle une différence très hautement significative entre les trois points avec trois groupes homogènes distincts.

#### IV.2.2.2. Estimation des activités antioxydantes

##### ➤ Capacité antioxydante totale

Les résultats concernant la capacité antioxydante totale des extraits méthanoliques des feuilles de l'arganier des trois points montrent une grande variabilité (**fig.36**).



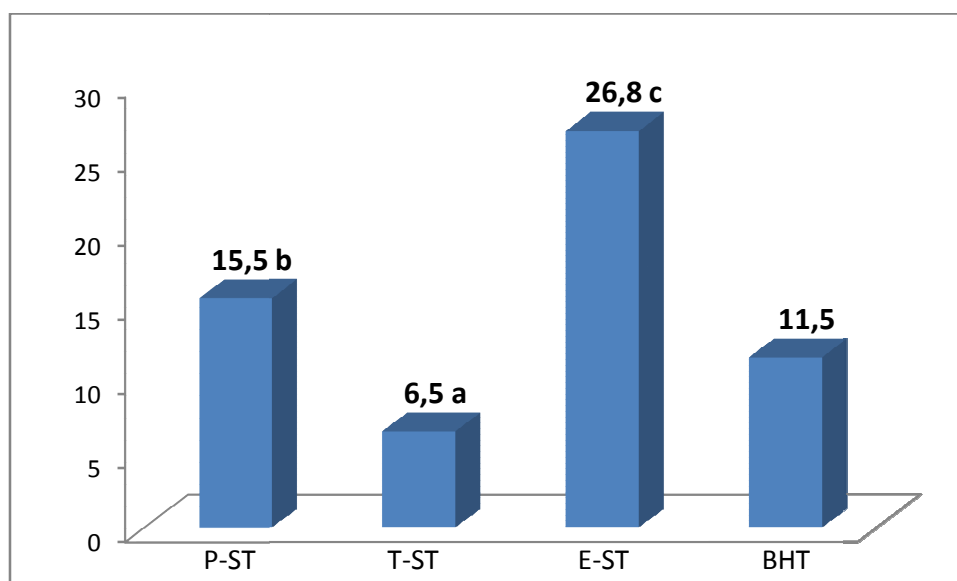
**Figure.36.** Activité antioxydante totale (mg EAG g<sup>-1</sup>MS) de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier des trois points

En effet, cette capacité est très élevée dans les feuilles du point T-ST (83.64 mg EAG g<sup>-1</sup>MS), moyenne dans P-ST (58.38 mg EAG g<sup>-1</sup>MS) et E-ST (42.04 mg EAG g<sup>-1</sup>MS).

Malgré que les valeurs de P-ST et E-ST soient proches, l'analyse de la variance à un facteur contrôlé a révélé l'existence de différences très hautement significatives entre les trois points et ainsi chaque point est caractérisé par un groupe homogène.

##### ➤ Piégeage du radical DPPH

En ce qui concerne le test DPPH, la même tendance que celle de l'activité antioxydante totale a été trouvée (**fig.37**).



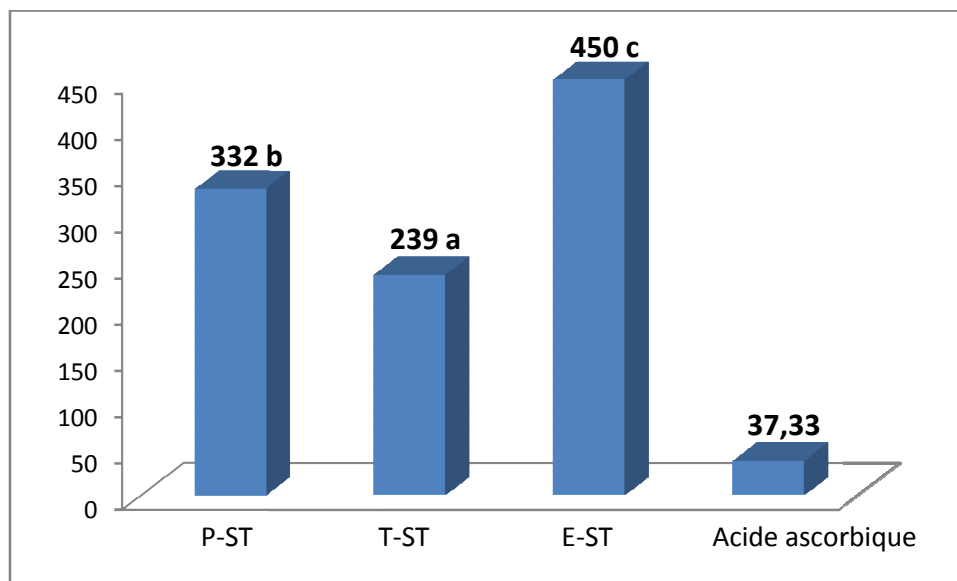
**Figure.37.** CI<sub>50</sub> de piégeage du radical libre DPPH ( $\mu\text{g.ml}^{-1}$ ) de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier des trois points

En effet, l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier est très actif où nous avons noté une CI<sub>50</sub> de  $6.5 \mu\text{g.ml}^{-1}$  pour T-ST, ce point donne une activité antiradicalaire contre le radical DPPH plus importante que celle du standard de référence (BHT) qui a une CI<sub>50</sub> de  $11.5 \mu\text{g.ml}^{-1}$ . Les deux autres points P-ST et E-ST ont présenté des valeurs de CI<sub>50</sub> de 15.5 et 26.8  $\mu\text{g.ml}^{-1}$ , respectivement.

L'ANOVA a révélé des différences très hautement significatives entre les trois points où chaque point constitue un groupe homogène.

#### ➤ Pouvoir réducteur du fer

L'analyse de la **figure.38** confirme l'importante variabilité intra-spécifique de l'activité réductrice.



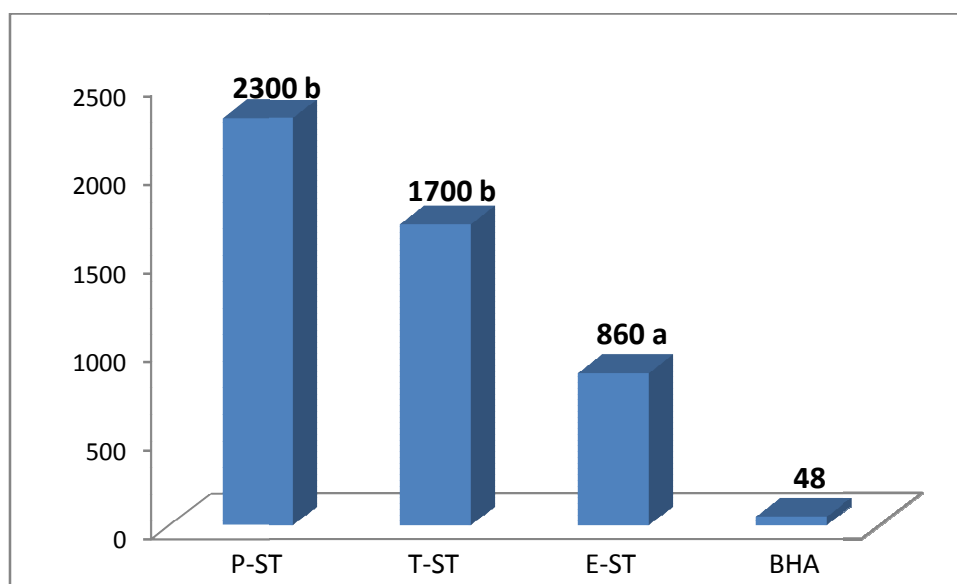
**Figure.38.** CE<sub>50</sub> du pouvoir réducteur du fer ( $\mu\text{g.ml}^{-1}$ ) de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier des trois points

En effet, et comparablement à l'activité antiradicalaire, le point T-ST s'est distinguée des deux autres points par la valeur de la CE<sub>50</sub> la plus faible, c'est-à-dire l'activité la plus élevée ( $239 \mu\text{g ml}^{-1}$ ). Cette activité est supérieure à celles observées pour P-ST et E-ST avec respectivement  $332$  et  $450 \mu\text{g ml}^{-1}$ . Cependant, la comparaison de ces résultats avec le témoin positif (acide ascorbique) a montré la supériorité de ce témoin ( $\text{CE}_{50} = 37,33 \mu\text{g ml}^{-1}$ ).

L'ANOVA à un facteur contrôlé et le test de Newman et Keuls ont révélé des différences très hautement significatives entre les trois points où chaque point représente un groupe homogène.

#### ➤ **Activité inhibitrice du blanchiment du $\beta$ -carotène**

La **figure.39** présente les résultats du pouvoir inhibiteur du blanchiment du  $\beta$ -carotène de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier.



**Figure.39.** CI<sub>50</sub> de l'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène ( $\mu\text{g.ml}^{-1}$ ) de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier des trois points

Parmi les trois extraits méthanoliques des feuilles de l'arganier, c'est le point E-ST qui présente une activité inhibitrice du blanchiment de la  $\beta$ -carotène la plus importante avec  $860 \mu\text{g.ml}^{-1}$  comparée à celles de T-ST avec  $1700 \mu\text{g.ml}^{-1}$  et P-ST avec  $2300 \mu\text{g.ml}^{-1}$ .

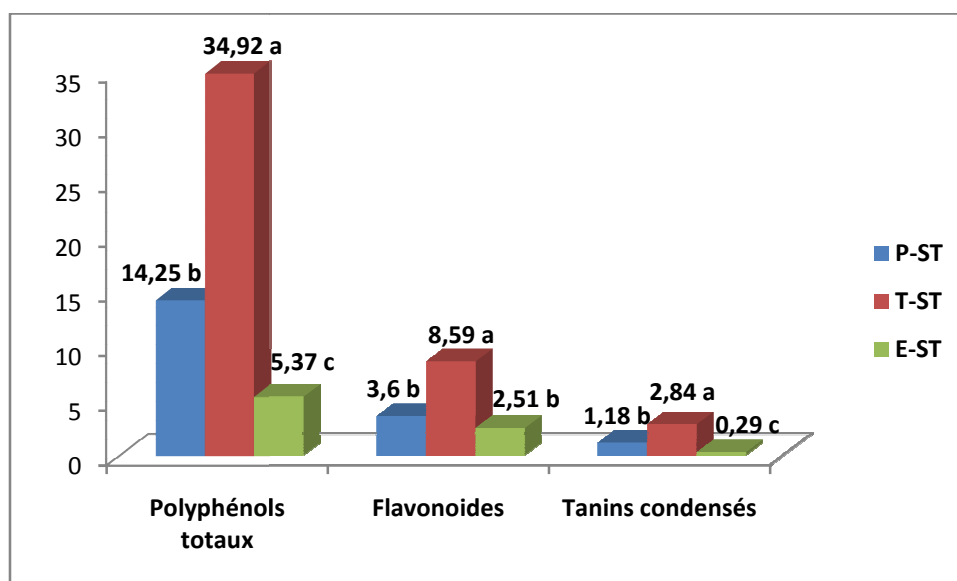
L'analyse de la variance a montré des différences très hautement significatives pour le facteur salinité et le test de Newman et Keuls révèle l'existence de deux groupes homogènes, le premier avec E-ST et le deuxième avec T-ST et P-ST.

#### IV.2.3. Extrait aqueux

L'eau possède une polarité de 10.2 et donc considérée comme très polaire. Comme pour les deux autres extraits, nous avons fait une étude quantitative et qualitative de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier.

##### IV.2.3.1. Quantification des polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés

Les résultats obtenus, concernant les teneurs en polyphénols totaux, ont montré une variabilité intra-spécifique entre les trois points (**fig.40**).



**Figure.40.** Taux des polyphénols totaux (mg EAG g<sup>-1</sup>MS), flavonoïdes et tanins condensés (mg EC g<sup>-1</sup>MS) dans les feuilles de l'arganier des trois points

En effet, le point T-ST présente des teneurs en polyphénols de 34.92 mg EAG g<sup>-1</sup> MS, suivis de M dont le contenu est de 14,25 mg EAG g<sup>-1</sup> MS. Quant à E-ST, les teneurs en composés phénoliques sont les plus faibles et sont de l'ordre de 5.37 mg EAG g<sup>-1</sup> MS.

Le test de Fisher a montré qu'il existe des différences très hautement significatives des teneurs en polyphénols totaux entre les trois points. Le test de Newman et Keuls révèle l'existence de trois groupes homogènes T-ST, P-ST et E-ST.

Les résultats des flavonoïdes dans les feuilles de l'arganier du point T-ST ont montré la teneur la plus élevée avec 8.59 mg EC g<sup>-1</sup> MS, suivi de P-ST et E-ST avec 3.6 et 2.51 mg EC g<sup>-1</sup> MS, respectivement (**fig.40**).

L'analyse statistique a montré des différences très hautement significatives entre les trois points où le test de Newman et Keuls a révélé l'existence de deux groupes homogènes, le premier groupe est composé de T-ST tandis que le deuxième est composé de P-ST et E-ST.

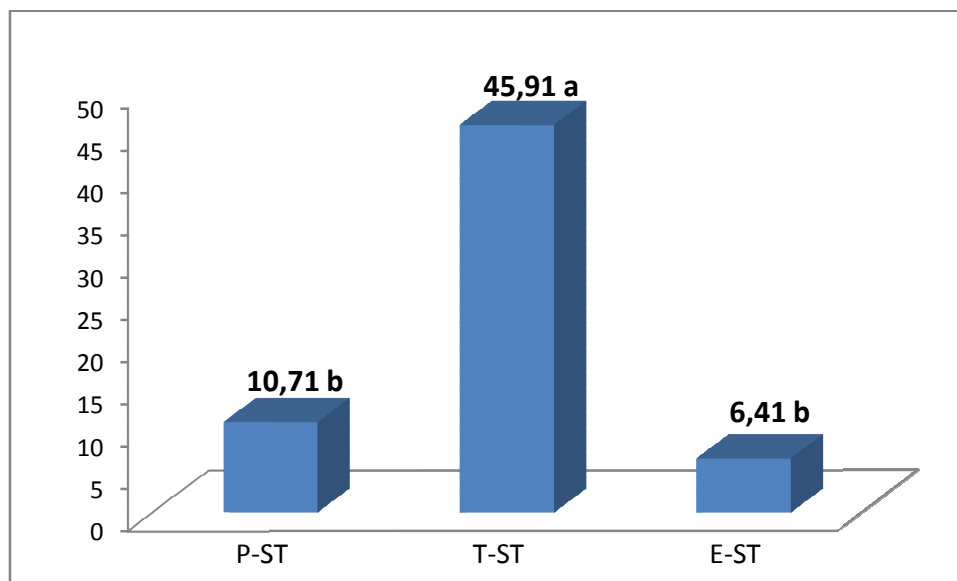
Les feuilles de l'arganier, pour l'extrait aqueux, contiennent des quantités variables en tanins condensés (**fig.40**) où la valeur la plus importante est notée pour le point T-ST avec 2.84 mg EC g<sup>-1</sup> MS. Cette valeur est deux fois plus importante que celle de P-ST avec 1.18 mg EC g<sup>-1</sup> MS, et dix fois plus élevée que celle notée pour E-ST (0.29 mg EC g<sup>-1</sup> MS).

L'analyse de la variance a montré que la différence entre les trois points est très hautement significative et que le test de Newman et Keuls a révélé l'existence de trois groupes homogènes pour les trois points.

#### IV.2.3.2. Estimation des activités antioxydantes

##### ➤ Capacité antioxydante totale

Les résultats concernant la capacité antioxydante totale des extraits aqueux des feuilles de l'arganier des trois points montrent une grande variabilité (**fig.41**).



**Figure.41.** Activité antioxydante totale (mg EAG g<sup>-1</sup>MS) de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier des trois points.

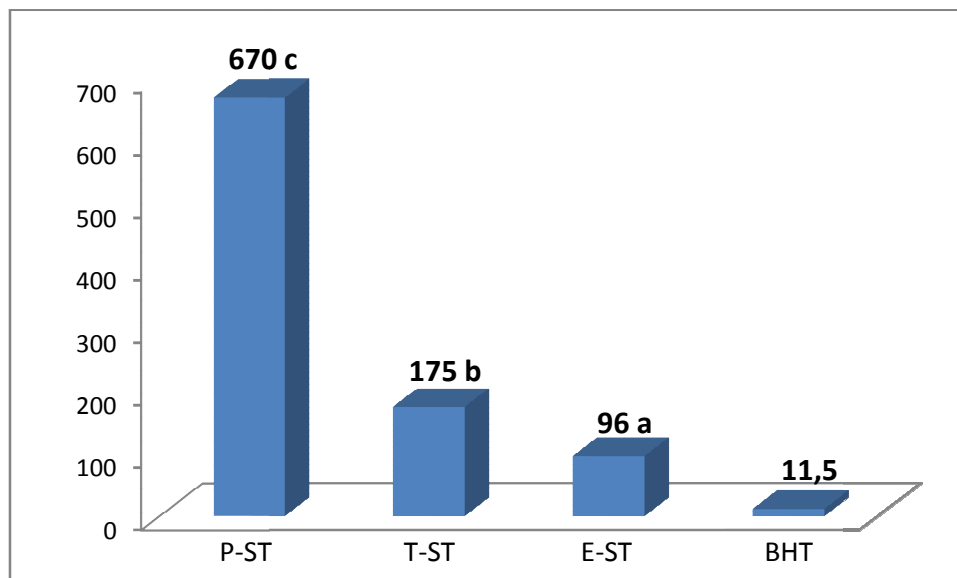
Les résultats obtenus montrent que l'activité antioxydante totale est très variable entre les trois points, où nous avons noté une valeur très importante pour le point T-ST avec 45.91 mg EAG g<sup>-1</sup>MS. En comparaison avec T-ST, les points P-ST et E-ST ont des valeurs faibles de 10.71 et 6.41 mg EAG g<sup>-1</sup>MS, respectivement.

L'ANOVA à un facteur contrôlé a montré des différences très hautement significatives entre les trois points, cependant le test de Newman et Keuls a fait ressortir deux groupes homogènes, le premier est représenté par T-ST et le deuxième englobe les points P-ST et E-ST.



➤ **Piégeage du radical DPPH**

La **figure.42** représente la distribution de la  $CI_{50}$  du piégeage du radical libre DPPH de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier.



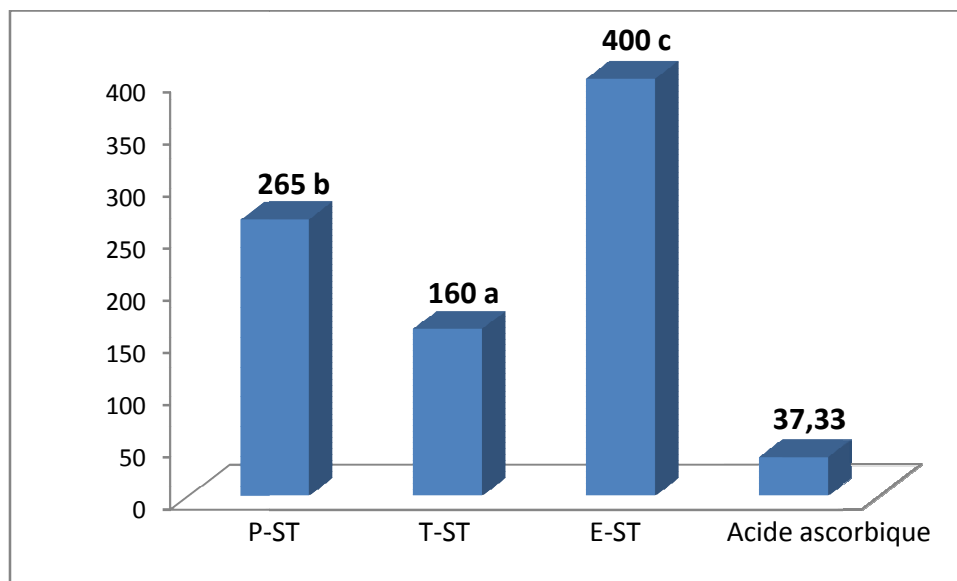
**Figure.42.**  $CI_{50}$  de piégeage du radical libre DPPH ( $\mu\text{g.ml}^{-1}$ ) de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier des trois points

La **figure.42** montre que les concentrations d'inhibition à 50% ( $CI_{50}$ ) varient largement entre les trois points et sont comprises entre 96 et  $670 \mu\text{g ml}^{-1}$ . Par ailleurs, l'activité antiradicalaire de E-ST est 2 fois plus importante que celle de T-ST ( $CI_{50} = 175 \mu\text{g.ml}^{-1}$ ) et 7 fois plus importante que celle de P-ST ( $CI_{50} = 670 \mu\text{g.ml}^{-1}$ ).

L'analyse statistique a montré des différences très hautement significatives entre les trois points. Le test de Newman et Keuls a révélé l'existence de trois groupes homogènes correspondant aux trois points.

➤ **Pouvoir réducteur du fer**

Les résultats de la **figure.43** montrent une variabilité du pouvoir réducteur selon la concentration saline du sol.



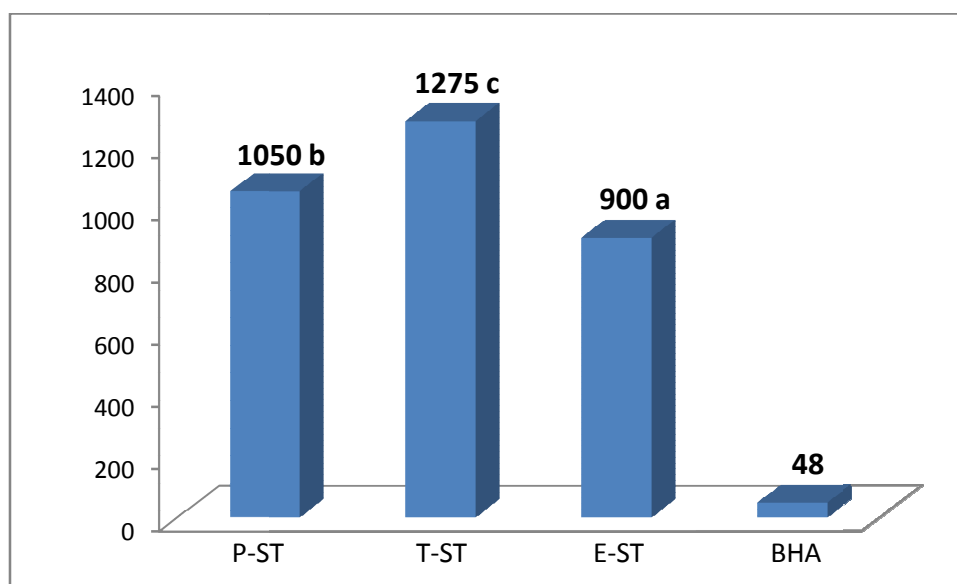
**Figure.43.** CE<sub>50</sub> du pouvoir réducteur du fer ( $\mu\text{g.ml}^{-1}$ ) de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier des trois points

L'extrait aqueux des feuilles de l'arganier du point T-ST se distingue par la CE<sub>50</sub> la plus faible ( $160 \mu\text{g.ml}^{-1}$ ) c'est à dire l'activité la plus élevée, suivi du point P-ST ( $265 \mu\text{g.ml}^{-1}$ ) et enfin le point E-ST ( $400 \mu\text{g.ml}^{-1}$ ).

L'analyse statistique a révélé des différences très hautement significatives entre les trois points où nous distinguons trois groupes homogènes donnés par le test de Newman et Keuls (**tab.33**).

#### ➤ **Activité inhibitrice du blanchiment du $\beta$ -carotène**

La **figure.44** représente la CI<sub>50</sub> de l'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier dans les trois points.



**Figure.44.** CI<sub>50</sub> de l'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène ( $\mu\text{g.ml}^{-1}$ ) de l'extrait aqueux des feuilles de l'arganier des trois points

Nous constatons que le point E-ST donne le résultat le plus important avec une CI<sub>50</sub> de 900  $\mu\text{g.ml}^{-1}$ , suivi de P-ST avec 1050  $\mu\text{g.ml}^{-1}$  et enfin T-ST avec 1275  $\mu\text{g.ml}^{-1}$ .

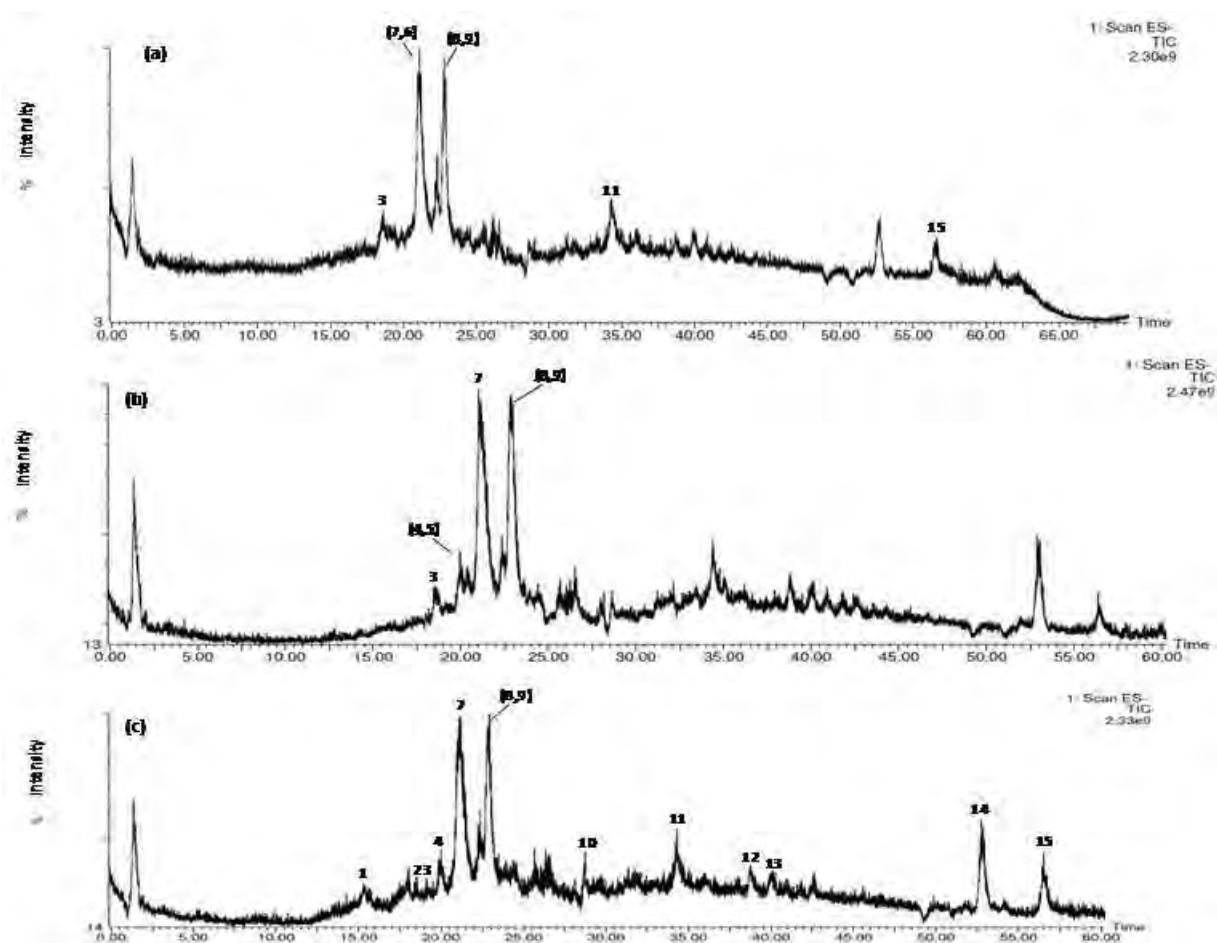
Cette variabilité intra-spécifique a été traduite par l'analyse de la variance qui a montré l'existence de différences très hautement significatives entre les trois points. Le test de Newman et Keuls révèle trois groupes homogènes correspondant aux trois points.

#### IV.2.4. Identification des composés phénoliques des feuilles de l'arganier

L'identification des composés phénolique a été faite pour l'extrait méthanolique, qui est le plus représentatif sur les plans quantitatif et qualitatif, et ce pour les trois points T-ST, P-ST et E-ST.

L'analyse de l'extrait méthanolique des feuilles de *Argania spinosa* par LC-ESI-MS en mode négatif a révélé que cette plante contient des composés phénoliques. Seuls sept composés ont été identifiés en se référant à la littérature des travaux faits sur la même espèce. Les chromatogrammes (TIC) obtenus sont illustrés par la **figure.45**. Le TIC de la point E-ST est représenté par la **figure.45.a**, celui de P-ST est représenté par la **figure.45.b** et celui de T-ST est représenté par la **figure.45.c**.

Les différents pics de la **figure.45** sont identifiés et mentionnés dans le **tableau.14**.



**Figure.45.** Total Ions Chromatograms (TIC) de l'extrait méthanolique des feuilles de l'arganier des trois points : E-ST (a), P-ST (b) et T-ST (c).

**Tableau.14.** Tentative d'identification des composés phénoliques des feuilles de l'arganier issues des trois points (E-ST, P-ST et T-ST) par LC-ESI-MS.

Peak	R <sub>t</sub> (min)	λ <sub>max</sub> (nm)	[M-H] <sup>-</sup> (m/z)	Molecular Formula	Tentative Identification	Localities of plants
1	15.437	206,275	305.30	-	NI	T-ST
2	18.101	204,275	289.29	C <sub>15</sub> H <sub>14</sub> O <sub>6</sub>	Epicatechin	T-ST
3	18.758	224,280	497.46	-	NI	E-ST
	18.657					P-ST
	18.619					T-ST
4	20.081	206,258,356,262	479.43	C <sub>21</sub> H <sub>20</sub> O <sub>13</sub>	Myricetin-3-O-galactoside	P-ST
	20.072					T-ST
5	20.488	206,258,354	595.58	-	NI	P-ST
6	20.90	206,258,356	609.71	C <sub>27</sub> H <sub>30</sub> O <sub>16</sub>	Rutin	E-ST
7	21.283	210,262,350	463.41	C <sub>21</sub> H <sub>20</sub> O <sub>12</sub>	Hyperoside/isoquercitrin	E-ST
	21.339					P-ST
	21.219					T-ST
8	22.467	206,256,354	433.40	C <sub>20</sub> H <sub>18</sub> O <sub>11</sub> C <sub>21</sub> H <sub>22</sub> O <sub>10</sub>	Quercetin-O-pentose Naringenin-7-O-glucoside	E-ST
	22.467					P-ST
	22.403					T-ST
9	22.958	206,256,348	447.39	C <sub>21</sub> H <sub>20</sub> O <sub>11</sub>	Quercitrin	E-ST
	23.106					P-ST
	23.022					T-ST
10	28.19	196,212,290	271.13	C <sub>15</sub> H <sub>12</sub> O <sub>5</sub>	Naringenin	T-ST
11	34.474	-	325.34/555.6 0	-	NI	E-ST
	34.418					T-ST
12	38.858	-	473.62	-	NI	T-ST
13	40.190	192,236,275	277.44	-	NI	T-ST
14	52.854	-	793.89	-	NI	T-ST
15	56.64	-	255.50	-	NI	E-ST
	56.637					T-ST

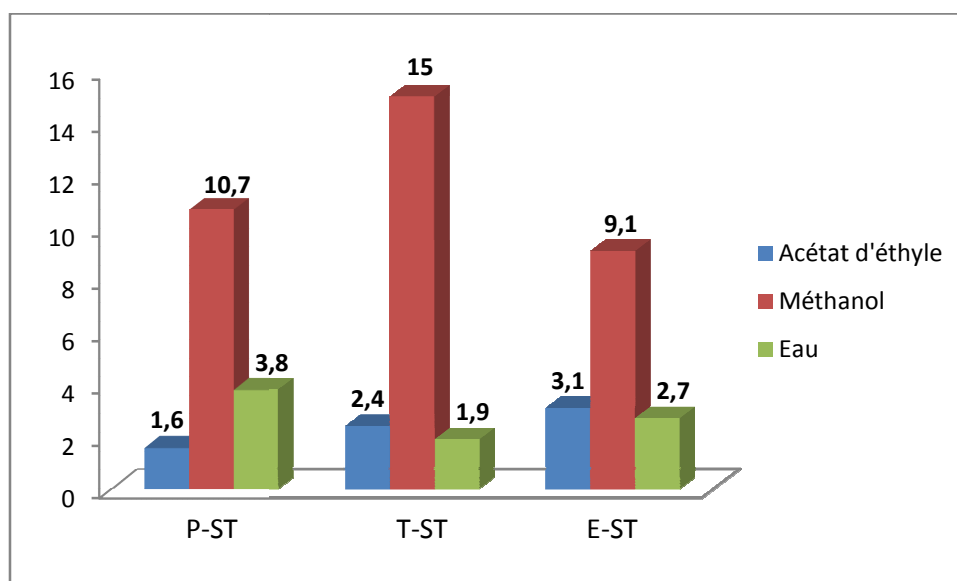
### **IV.3. Effet de la salinité sur l'accumulation des composés phénoliques dans les fruits de l'arganier**

Dans ce cadre, trois solvants possédant des polarités différentes ont été utilisés pour extraire les polyphénols à partir des fruits de l'arganier originaire de trois points de salinité différente P-ST, T-ST et E-ST. Les extraits obtenus ont fait l'objet d'une étude quantitative (dosage des polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés) et une étude qualitative (activités antioxydantes) de leurs composés phénoliques suivie par l'identification de ces composés par Chromatographie Liquide à Haute Performance (HPLC ou CLHP).

#### **IV.3.1. Teneurs en composés phénoliques dans les fruits de l'arganier**

##### **IV.3.1.1. Teneurs en polyphénols totaux pour les trois solvants d'extraction de chaque point**

L'examen des résultats montre que les extraits de fruits testés possèdent des teneurs phénoliques significativement variables en fonction de la provenance et de la nature du solvant (**fig.46**). Indépendamment du solvant d'extraction, ces résultats montrent que le point T-ST présente les teneurs les plus élevées en polyphénols totaux qui sont de l'ordre de 15 mg EAG g<sup>-1</sup> MS suivie par Merkala dont les teneurs maximales en polyphénols sont de 11.7 mg EAG g<sup>-1</sup> MS. En outre, le point E-ST est la moins riche en ces composés avec des teneurs de 9.1 mg EAG g<sup>-1</sup> MS.

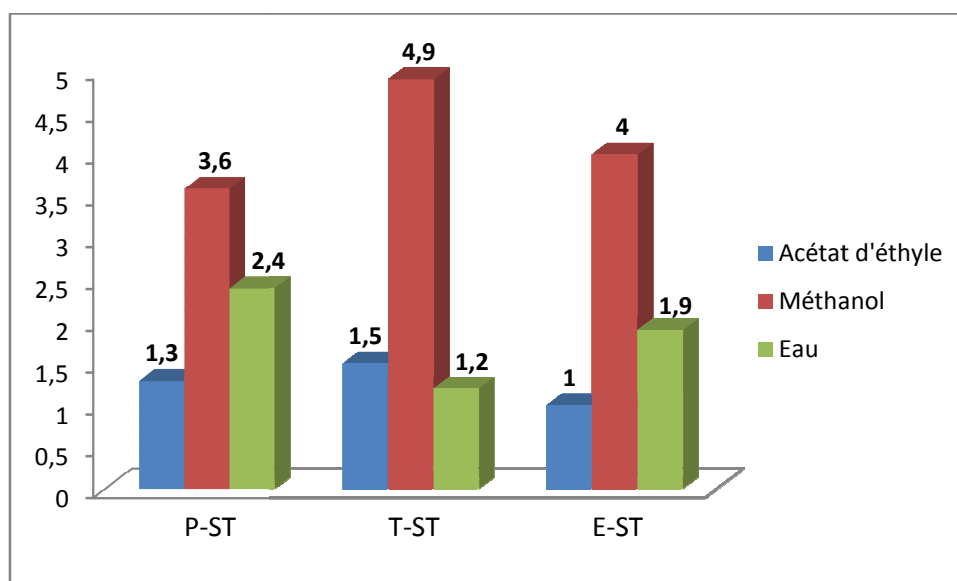


**Figure.46.** Teneurs en polyphénols totaux (mg EAG g<sup>-1</sup> MS) pour les trois solvants d'extraction de chaque point

Concernant l'effet solvant, les extraits méthanoliques sont nettement plus riches en composés phénoliques par comparaison aux autres extraits. D'ailleurs, ces teneurs varient de 9.1 à 15 mg EAG g<sup>-1</sup> MS (E-ST et T-ST, respectivement), alors que celles des extraits aqueux ne dépassent pas les 3,8 mg EAG g<sup>-1</sup> MS (P-ST) et les teneurs des extraits à l'acétate d'éthyle sont toutes inférieures à 3.1 mg EAG g<sup>-1</sup> MS (**fig.46**).

#### **IV.3.1.2. Teneurs en flavonoïdes pour les trois solvants d'extraction de chaque point**

Les résultats du dosage des flavonoïdes dans les extraits des fruits de l'arganier sont présentés dans la **fig.47**. L'analyse de cette figure montre des différences significatives en fonction du solvant d'extraction et de la provenance. Concernant l'effet provenance, T-ST contient 4.9 mg EC g<sup>-1</sup> MS suivie de E-ST et P-ST avec 4 et 3.6 mg EC g<sup>-1</sup> MS, respectivement.



**Figure.47.** Teneurs en flavonoïdes (mg EC g<sup>-1</sup> MS) pour les trois solvants d'extraction de chaque point

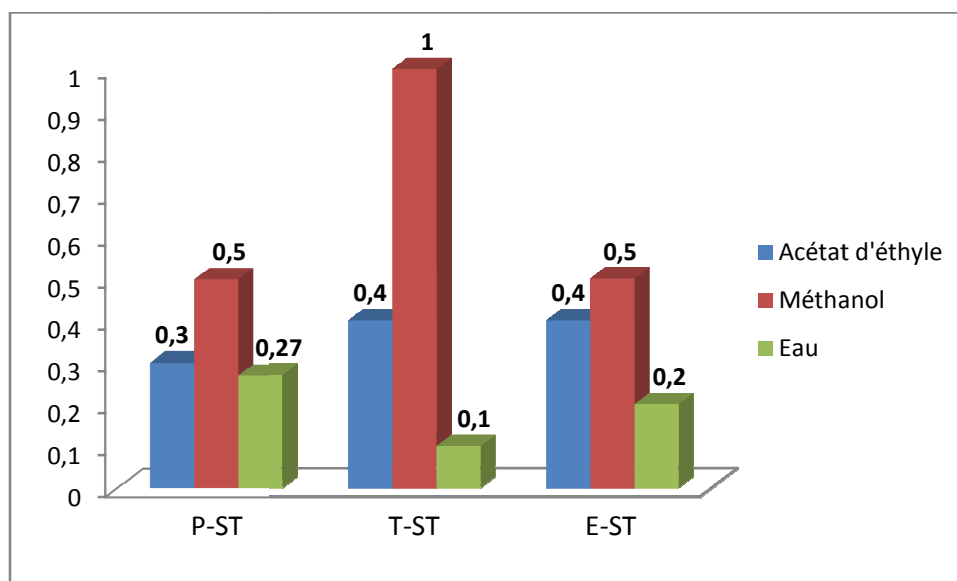
En outre, les extraits méthanoliques sont statistiquement les plus riches en flavonoïdes, ils ont les teneurs les plus élevées allant de 3.6 jusqu'à 4.9 mg EC g<sup>-1</sup> MS, suivi par les extraits aqueux puis ceux d'acétate d'éthyle avec des teneurs en flavonoïdes ne dépassant pas les 1.5 mg EC g<sup>-1</sup> MS (**fig.47**).

#### IV.3.1.3. Teneurs en tanins condensés pour les trois solvants d'extraction de chaque point

Comme pour les polyphénols totaux et les flavonoïdes, une variabilité significative des teneurs en tanins condensés en fonction de la provenance et des solvants d'extraction a été trouvée (**fig.48**). La comparaison des trois points montre que les fruits les plus riches en tanins condensés sont principalement ceux issus du point T-ST avec un maximum de 1 mg EC g<sup>-1</sup> MS (extrait méthanolique). Tandis que les autres points (E-ST et P-ST) possèdent des teneurs proches ne dépassant pas 0.5 mg EC g<sup>-1</sup> MS.

En outre, l'analyse des résultats montre une variation significative des teneurs en tanins condensés selon le solvant d'extraction utilisé. En effet, les extraits méthanoliques sont les plus riches en tanins condensés avec un maximum de 1 mg mg EC g<sup>-1</sup> MS (point T-ST). Les teneurs en tanins des extraits à l'acétate d'éthyle varient de 0.3 à 0.4 mg EC g<sup>-1</sup> MS (P-ST et E-ST, respectivement). Quant aux extraits aqueux, les teneurs en ces molécules sont comprises entre 0.1 et 0.27 mg EC g<sup>-1</sup> MS (**fig.48**).



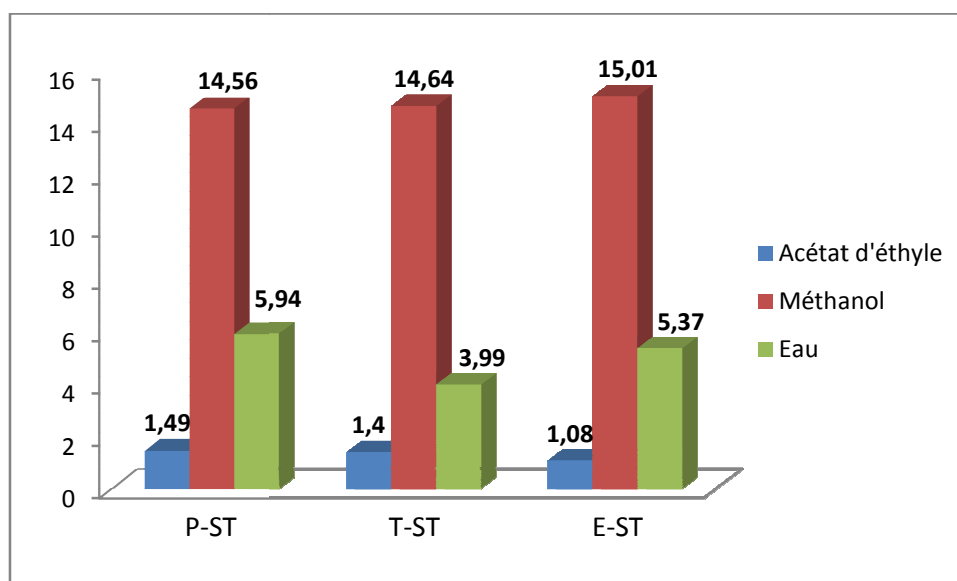


**Figure.48.** Teneurs en tanins condensés (mg EC g<sup>-1</sup> MS) pour les trois solvants d'extraction de chaque point

### IV.3.2. Activités antioxydantes

#### IV.3.2.1. Activité antioxydante totale

D'après la **figure.49**, les activités des différents extraits varient de 0.5 jusqu'à 15.01 mg EAG g<sup>-1</sup> MS. Par ailleurs, et indépendamment du solvant d'extraction, le point E-ST montre l'activité antioxydante la plus importante (15.01 mg EAG g<sup>-1</sup> MS pour l'extrait méthanolique), en 2<sup>ème</sup> lieu, le point T-ST dont l'activité totale est de l'ordre de 14.64 mg EAG g<sup>-1</sup> MS (extrait méthanolique) et enfin le point P-ST avec 14.56 mg EAG g<sup>-1</sup> MS. Cependant, les activités totales des trois points exhibent des valeurs très proches.

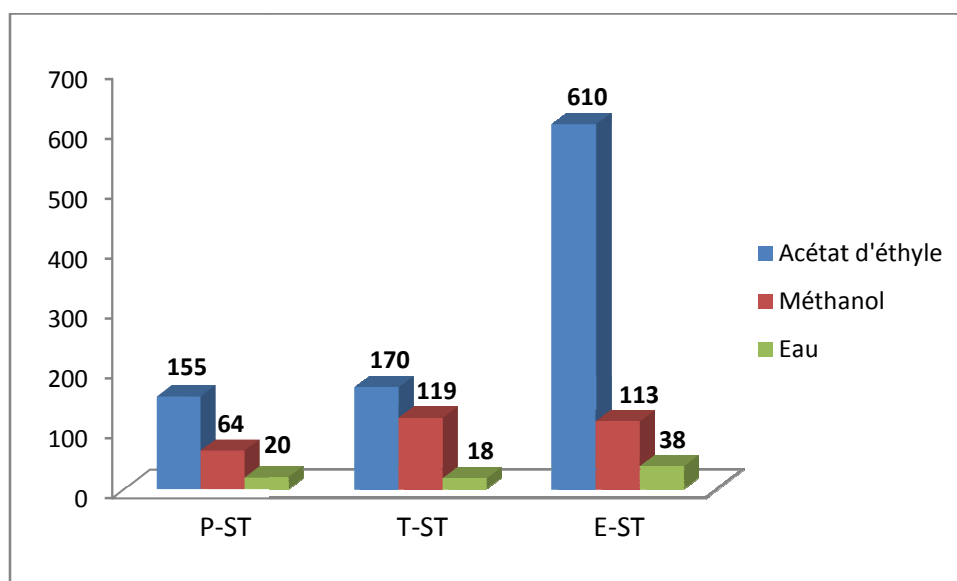


**Figure.49.** Activité antioxydante totale (mg EAG g<sup>-1</sup> MS) pour les trois solvants d'extraction de chaque point

Considérant l'effet solvant d'extraction, les extraits méthanoliques présentent clairement la plus forte capacité antioxydante totale (**fig.49**), comprise entre 14.56 et 15.01 mg EAG g<sup>-1</sup> MS (P-ST et E-ST, respectivement) suivi par les extraits aqueux, avec une activité variable de 4 à 5,9 mg EAG g<sup>-1</sup> MS (points T-ST et M, respectivement) et enfin les extraits d'acétate d'éthyle dont l'activité ne dépasse pas 1.5 mg EAG g<sup>-1</sup> MS.

#### IV.3.2.2. Activité inhibitrice du radical DPPH

Les résultats représentés dans la **figure.50** montrent une importante variabilité de la capacité inhibitrice du radical DPPH en fonction de la salinité et de la nature du solvant. En effet, les valeurs de la CI<sub>50</sub> des différents extraits varient de 18 jusqu'à 610 µg ml<sup>-1</sup>. En outre, les points T-ST et P-ST montrent les activités antiradicalaires les plus efficaces qui correspondent aux plus faibles valeurs de la CI<sub>50</sub> et qui sont comprises entre 18 et 170 µg ml<sup>-1</sup> (extraits aqueux et acétate d'éthyle, respectivement). Cependant, le point E-ST présente les activités les plus faibles avec une CI<sub>50</sub> qui atteint 610 µg ml<sup>-1</sup>.

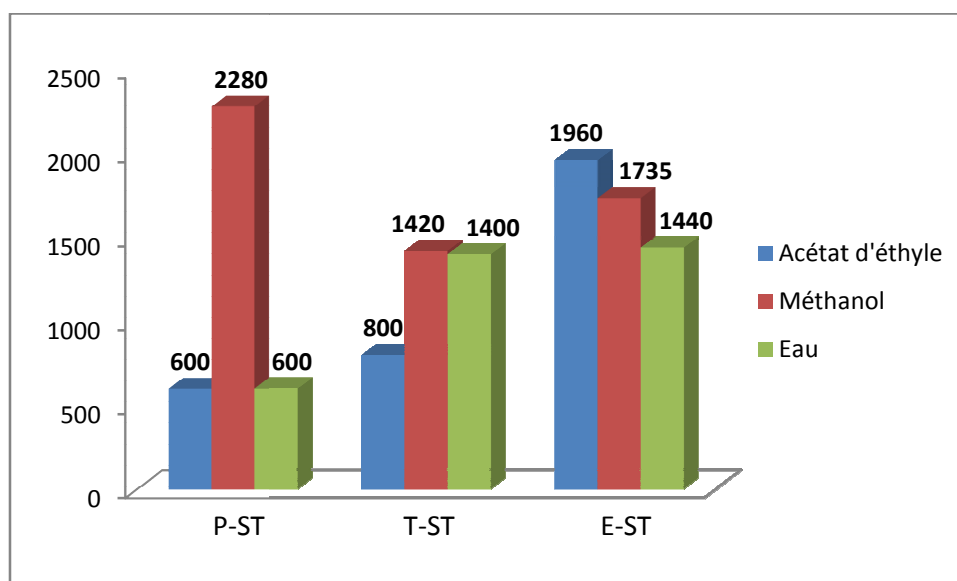


**Figure.50.**  $CI_{50}$  de piégeage du radical libre DPPH ( $\mu\text{g ml}^{-1}$ ) pour les trois solvants d'extraction de chaque point

En considérant l'effet du solvant d'extraction, les extraits aqueux possèdent l'activité antioxydante la plus importante selon l'analyse statistique ANOVA à deux facteurs avec des valeurs de la  $CI_{50}$  inférieures à  $40 \mu\text{g ml}^{-1}$ . A moindre degré les extraits méthanoliques où les valeurs de la  $CI_{50}$  sont comprises entre 64 et  $119 \mu\text{g ml}^{-1}$ , alors que les extraits d'acétate d'éthyle ont l'activité la plus faible avec des  $CI_{50}$  entre  $155 \mu\text{g ml}^{-1}$  et  $610 \mu\text{g ml}^{-1}$ .

#### IV.3.2.3. Mesure du pouvoir réducteur du fer

Comme pour les autres activités, les résultats de la mesure de l'activité réductrice du fer reflètent une importante variabilité en fonction des deux facteurs étudiés. L'analyse statistique des résultats de la **figure.51** montre que les plantes originaires de du point P-ST ont présenté la valeur de la  $CE_{50}$  la plus faible ( $600 \mu\text{g ml}^{-1}$  pour les extraits méthanolique et aqueux) donc la plus forte activité. En outre, le point T-ST a montré une activité moyenne ( $CE_{50} = 800 \mu\text{g ml}^{-1}$ ) pour l'extraits d'acétate d'éthyle). Cependant celle du point E-ST a montré l'activité réductrice du fer la plus faible avec des valeurs de la  $CE_{50}$  supérieures à  $1400 \mu\text{g ml}^{-1}$ .

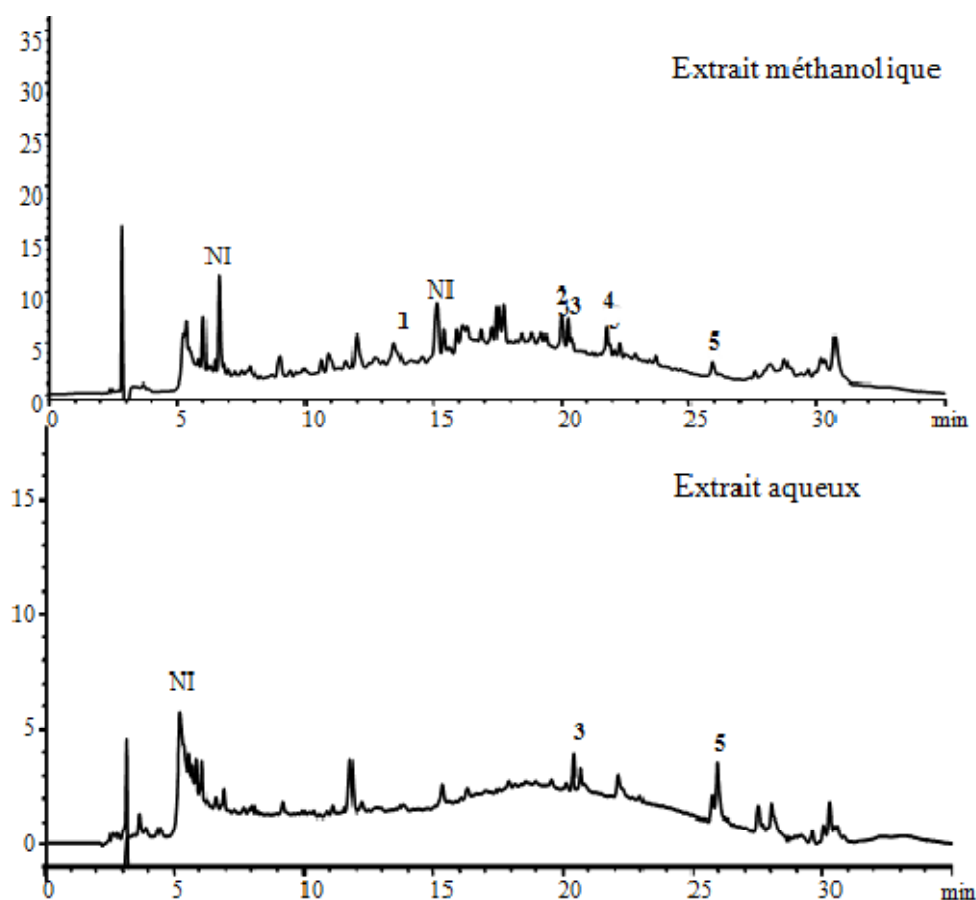


**Figure.51.** CE<sub>50</sub> du pouvoir réducteur du fer ( $\mu\text{g ml}^{-1}$ ) pour les trois solvants d'extraction de chaque point

En outre, le pouvoir extractant du solvant est significativement différent (**Fig.51**). Les meilleures activités sont retrouvées pour les extraits aqueux (entre 600 et 1440  $\mu\text{g ml}^{-1}$  pour les points P-ST et E-ST, respectivement). En second lieu, les extraits d'acétate d'éthyle (entre 600 et 1960  $\mu\text{g ml}^{-1}$  pour P-ST et E-ST, respectivement). Enfin, le pouvoir réducteur le plus faible est enregistré par les extraits méthanoliques (de 1420 à 2280  $\mu\text{g ml}^{-1}$  pour T-ST et P-ST, respectivement).

#### IV.3.3. Identification des composés phénoliques

Le choix des extraits pour l'identification des molécules bioactives d'intérêts est basé sur leur richesse en composés phénoliques et l'efficacité de leurs activités antioxydantes. Ainsi, les extraits méthanoliques et aqueux ont été sélectionnés (**fig.52**).



**Figure.52.** Profil chromatographique des composés phénoliques des extraits méthanolique et aqueux des fruits de l'arganier.

Les pics sur la **figure.52** correspondent à : 1 : (-) Epigallocatechine ; 2 : Acide *p*-coumarique ; 3 : Acide férulique ; 4 : Quercétine-3-O-rutinoside ; 5 : Apigénine, NI : Composé non identifié.

L'analyse des chromatogrammes des extraits méthanoliques révèle la présence de cinq composés phénoliques du types flavonoïdes et acides phénoliques. Les composés majoritaires de cet extrait sont la quercitrine-3-O-rutinoside (20%) et l'acide *p*-coumarique (7%). En outre, trois groupes de flavonoïdes ont été identifiés. Le premier groupe est composé de flavonols notamment de la quercitrine-3-O-rutinoside. Le deuxième groupe comporte des flavones à savoir l'apigénine élué à 25,9 min. Le troisième est formé de flavanols représenté par l'epigallocatechine (élué à 14 min). Concernant les acides phénoliques, cet extrait présente des acides hydroxycinnamiques tels que l'acide *p*-coumarique et l'acide férulique (élué à 20,04 et 20,4 min, respectivement).

Quant à l'extrait aqueux du fruit de l'arganier, nous avons observé un profil phénolique différent de celui méthanolique (**fig.52**). En effet, ce chromatogramme est composé de deux composés phénoliques identifiés à savoir, l'acide férulique et l'apigénine, élués à 20,45 et 25,9 min, respectivement.

#### IV.4. DISCUSSION

##### IV.4.1. Effet de la salinité du sol sur l'accumulation des polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés dans les trois extraits de feuilles

Les feuilles de l'arganier issues des trois points, ont été collectées dans le même site (région de Tindouf, zone de targant) et durant la même période pour éviter l'influence du climat sur le potentiel antioxydant. Le principal facteur qui diffère entre les trois points est la conductivité électrique du sol ou la salinité. Nos données démontrent que les trois points étudiés ont montré une importante variabilité intra-spécifique dans leurs contenus polyphénoliques ainsi que dans leurs activités antioxydantes et antiradicalaires. Le résultat affiche une variabilité importante de la quantité en composés phénoliques en fonction de la salinité du sol. Cette variabilité suit la même tendance pour les trois extraits utilisés : acétate d'éthyle (**fig.30**), méthanol (**fig.35**) et eau (**fig.40**). Cette différence est aussi traduite et démontrée par l'analyse de la variance à un facteur contrôlé. En matière de concentration des composés phénoliques, l'extrait méthanolique, en comparaison aux deux autres extraits, est le plus représentatif en raison de sa richesse et ces métabolites.

En ce qui concerne la teneur en composés phénoliques totaux, pour l'extrait méthanolique, les plantes du point T-ST, où le sol est très salé, ont montré la plus forte teneur en polyphénols totaux, atteignant 77.27 mg EAG g<sup>-1</sup>MS, suivie par le point P-ST, où le sol est peu salé avec 50 mg EAG g<sup>-1</sup>MS, et enfin la région E-ST, où le sol est extrêmement salé avec 29.91 mg EAG g<sup>-1</sup>MS. Le Contenu en polyphénols totaux de *A. spinosa* est significativement plus élevé par rapport à d'autres plantes halophytes comme *Suaeda fruticosa* et *Tamarix gallica* (31.76 et 34.44 mg EAG g<sup>-1</sup>MS, respectivement) et à des espèces glycophytes comme *Nigella sativa* L. (10.04 mg EAG g<sup>-1</sup>MS) (**Oueslati et al., 2012; Ksouri et al., 2009; Borgou et al., 2008**). L'augmentation en polyphénols entre P-ST et T-ST est liée probablement à la différence croissante de la salinité du sol entre ces deux points. En fait, des études antérieures ont montré que la plupart des composés phénoliques sont générés par la voie des phénylpropanoïdes, qui est stimulée par les stress biotique et abiotique (**Giorgi et al., 2009 ; Kim et al., 2006**). Par conséquent, la teneur en ces composés peut être modifiée de manière significative par le stress

salin et en fonction de la sensibilité des plantes vis-à-vis du sel (**Kim et al., 2008**). Avec cet égard, notre résultat est similaire à celui trouvé par **Jeong- Ho Lim (2012)** qui mentionne que les niveaux de composés phénoliques dans les choux *Fagopyrum esculentum* traités avec 10, 50, et 100 mM étaient de 57%, 121 %, et 153 % plus élevés que dans les germes du témoin (128 mg EAG g<sup>-1</sup>MS). La même tendance a également été observée par **Gaofeng Yuan (2010)** sur les germes de radis traités avec 0 et 100 mM, avec une augmentation des composés phénoliques totaux égale à 75 et 92 mg EAG g<sup>-1</sup>MF. En outre, **Ksouri et al. (2007)** ont signalé une augmentation significative de polyphénols chez *Cakile maritima* sous un traitement de sel. En fait, à 0 mM de NaCl, les composés phénoliques étaient estimés à 43 mg EAG g<sup>-1</sup>MS et cette teneur atteint 67 mg EAG g<sup>-1</sup>MS à une concentration en sel plus élevée (100 mM de NaCl). En outre, la diminution des polyphénols dans les feuilles de l'arganier du point E-ST suggère une sensibilité au sel de cette plante. Ceci est confirmé par les données de **Bani- Aameur et al. (2001)** qui mentionne que *Argania spinosa* se comportent comme un glycophyte sensible au sel et 7.5 g/l de NaCl serait la limite supérieure de la concentration en sel que les plants d'arganier peuvent tolérer.

La même variabilité a été trouvée pour les flavonoïdes. En fait, les feuilles de l'arganier du point T-ST ont été les plus riches en ces composés par rapport aux deux autres points (**figures 30, 35 et 40**). Dans l'extrait méthanolique des feuilles, qui est le plus riche, les teneurs en flavonoïdes étaient égales à 20.83, 12.63 et 5.97 mg EC g<sup>-1</sup> MS, pour les points T-ST, P-ST et E-ST, respectivement. En fait, nos résultats ont montré que *Argania spinosa* est plus riche en ces composés que *Mesembryanthemum crystallinum* (0.31 mg EC g<sup>-1</sup> MS) et *Mesembryanthemum nodiflorum* (0.45 mg EC g<sup>-1</sup> MS) (**Falleh H., 2009**). Les niveaux de flavonoïdes diffèrent également entre les points d'échantillonnage à arganier. Notons que l'extrait méthanolique des feuilles de T-ST contient beaucoup plus de flavonoïdes que P-ST et E-ST. Un résultat comparable a été mentionné par **Hajlaoui (2009)** dans *Zea mays* avec une teneur en flavonoïdes accrue par le stress salin. En outre, **Tattini (2006)** a mentionné une relation étroite entre la tolérance au stress oxydatif et l'accumulation des flavonoïdes.

La même tendance a également été enregistrée pour la teneur des feuilles en tanin condensés, la richesse de T-ST (5.31 mg EC g<sup>-1</sup> MS) est très marquée et elle est d'environ 4 à 11 fois plus élevée que celle enregistrée dans P-ST et E-ST, respectivement (**figures 30, 35 et 40**). De même, **Elfeel A.A. (2012)** a mentionné que le contenu en tanins condensés a été significativement variable selon les concentrations de sel appliquées à *Acacia saligna* (0.9 % et 1.1 % pour le contrôle et les plantes traitées avec une salinité de 12 ds/m, respectivement).

Pour *Balanites aegyptiaca*, **Elfeel AA (2013)** a examiné l'influence du stress salin sur l'accumulation des tanins condensés. Il a été constaté que pour le contrôle, la valeur des tanins a été estimée à 0.43g/100g tandis que pour le traitement 8 ds/m, cette valeur augmente à 0.52g/100g.

#### **IV.4.2. Effet de la salinité du sol sur les activités antioxydantes dans les trois extraits de feuilles**

Pour l'activité antioxydante totale, le dosage de phosphomolybdène est un procédé quantitatif pour évaluer la capacité antioxydante totale. Les résultats ont révélé des différences significatives dans les activités antioxydantes des trois points à *Argania spinosa* liées à la différence dans la salinité du sol. Cette différence est observée pour les trois extraits : acétate d'éthyle, méthanol et eau (**figures 31, 36 et 41**), cependant comme pour l'accumulation des composés phénoliques, l'extrait méthanolique s'est avéré le plus représentatif et le plus actif par rapport aux deux autres extraits.

En considérant l'extrait méthanolique, l'activité antioxydante totale la plus élevée est enregistrée pour les feuilles d'arganier provenant du point T-ST avec 83.6 mg EAG g<sup>-1</sup>MS, suivie de celle de P-ST avec 58.4 mg EAG g<sup>-1</sup>MS. Cette activité diminue jusqu'à la moitié dans les feuilles du point E-ST pour atteindre 42 mg EAG g<sup>-1</sup>MS. En comparaison avec les données antérieures, l'extrait de feuilles de *Argania spinosa* possède une activité antioxydante totale 6 fois plus élevée que celle des feuilles de *Tamarix gallica* qui était égale 14.66 mg EAG g<sup>-1</sup>MS (**Ksouri et al., 2009**). Cette forte activité antioxydante de *A. spinosa* pourrait être attribuée à la présence de composés phytochimiques tels que les composés phénoliques, les flavonoïdes et les tanins (**Falleh et al., 2008 ; Oueslati et al., 2012**). En fait, des études récentes ont montré que beaucoup de flavonoïdes et polyphénols contribuent de manière significative à l'activité antioxydante totale pour de nombreux fruits et légumes (**Negro et al., 2003; Luo et al., 2002**) et pour des plantes médicinales (**Borgou et al., 2008**). Ainsi, la différence de l'activité antioxydante totale entre les feuilles des trois points est probablement liée à la différence dans leur composition en composés phénoliques qui peuvent être influencés par le stress salin (**Jeong- Ho Lim et al., 2012 ; Neffati et al., 2011**). Cette relation entre les composés phénolique et l'activité antioxydante totale explique la diminution de cette dernière dans les feuilles du point E-ST quand la salinité devient extrême.

Concernant le test de neutralisation du radical DPPH pour les extraits étudiés, plus l'extrait est riche en composés phénoliques et plus il exprime une activité importante contre le radical



DPPH, ceci dit, et d'une manière générale, le pouvoir antioxydant est fortement corrélé à la concentration en composés phénoliques (**Hanson et al., 2004**). Ces données sont corroborées par les travaux de **Trabelsi et al. (2010)**, qui ont montré une corrélation significative et positive entre les teneurs en composés phénoliques et l'activité antiradicalaire. Cependant, ceci n'est pas le cas de l'extrait acétate d'éthyle où l'activité est classée comme suit : E-ST, T-ST et enfin P-ST. Ceci peut être expliqué par deux possibilités, la première est selon les résultats obtenus par **Djeridane et al. (2006)** qui estiment que l'existence d'une synergie entre les différents composés phénoliques peut être déterminante dans la capacité antioxydante d'une plante donnée. Ainsi cette activité ne dépend pas seulement de la teneur en polyphénols mais aussi de la structure et de l'interaction entre les différents composés. La deuxième explication est liée au solvant d'extraction lui-même qui n'a pas extrait toutes les molécules qui reflètent vraisemblablement le spectre des molécules bioactives que contiennent les feuilles de l'arganier en raison que ces composés ont une affinité envers les solvants polaire comme le méthanol (**Macheix et al., 2005**). Ces deux hypothèses peuvent expliquées pourquoi les  $CI_{50}$  sont élevées dans l'extrait acétate d'éthyle.

Sur le plan activité antiradicalaire, c'est toujours l'extrait méthanolique qui donne les meilleurs résultats. Dans la même optique, l'effet de piégeage de l'extrait méthanolique des feuilles du point T-ST contre le radical DPPH synthétique était significativement plus puissant par rapport à ceux de P-ST et E-ST comme l'indique les **figures 32, 37 et 42**. En fait, la valeur  $CI_{50}$  de T-ST était d'environ 2 à 4 fois inférieures à celles des points P-ST et E-ST respectivement. En outre, l'extrait de feuilles de T-ST expose la meilleure valeur de la  $CI_{50}$  ( $6.5 \mu\text{g ml}^{-1}$ ) qui était statistiquement encore plus puissant que le contrôle positif (BHT,  $CI_{50} = 11.5 \mu\text{g ml}^{-1}$ ). De plus, la comparaison avec des travaux antérieurs, faits sur la même plante, (arganier) a montré que les extraits de feuilles d'arganier sont plus efficaces que ceux des fruits avec une  $CI_{50}$  égale à  $32.3 \mu\text{g ml}^{-1}$  (**El Babili et al., 2010**). En outre, cette activité antiradicalaire des feuilles de l'arganier était plus importante que celle exprimée par d'autres halophytes, comme *Salicornia herbacea* ( $CI_{50} = 55.3 \mu\text{g ml}^{-1}$ ) (**Essaidi et al., 2013**) et des glycophytes comme *Pisonia alba* et *Centella asiatica* ( $CI_{50} = 175 \mu\text{g ml}^{-1}$  et  $200 \mu\text{g ml}^{-1}$ , respectivement) (**Subhasree et al., 2009**). En parallèle, nous avons noté que l'activité de piégeage des radicaux de *Aragania spinosa* augmente avec la salinité (sauf pour le point E-ST). Par conséquent, nos résultats confirment des études antérieures qui suggéraient que les composés phénoliques produits sous stress salin sont plus susceptibles d'être de puissants antioxydants (**Jeong- Ho Lim et al., 2012**). En fait, des relations significatives entre la

concentration en phénols et l'efficacité antioxydante ont déjà été signalées dans *Suaeda maritima* (Gazala M. Alhdada, 2013) et *Cakile maritima* (Ksouri et al., 2007). L'augmentation de la  $CI_{50}$  dans E-ST est probablement liée à la diminution des composés phénoliques qui suggèrent une sensibilité de l'arganier au sel (Bani-Aameur, 2001). Un résultat similaire au notre a été rapporté par Xie et al. (2008) dans *Gossypium hirsutum*.

Dans l'essai du pouvoir réducteur, la présence d'agents réducteurs (antioxydants) dans l'extrait se traduirait par la réduction de  $Fe^{+3}$ /complexe ferri-cyanide à la forme ferreux par un donneur d'électrons (Sahreem et al., 2010). Comme pour les tests précédents, nous constatons que les extraits acétate d'éthyle, méthanol et eau exhibent un pouvoir réducteur où la différence entre les trois points suit la même tendance que dans les autres tests. C'est le point T-ST qui manifeste une activité importante, suivi de P-ST et enfin E-ST. Cependant c'est l'extrait méthanolique qui exprime le meilleur résultat et reste le plus significatif en comparaison aux autres solvants d'extraction.

L'extrait méthanolique des feuilles d'arganier du point T-ST a montré la plus grande capacité à réduire le fer ( $CE_{50} = 239 \mu\text{g ml}^{-1}$ ) par rapport aux points P-ST et E-ST qui ont montré des valeurs de  $CE_{50}$  supérieures à  $330 \mu\text{g ml}^{-1}$  (figures 33, 38 et 43). Bien que, le contrôle positif (acide ascorbique) a montré la plus forte activité avec une  $CE_{50}$  égale à  $40 \mu\text{g ml}^{-1}$ , nos résultats ont montré que les extraits méthanoliques des feuilles de *A.spinosa* ont un pouvoir réducteur intéressant par rapport à d'autres plantes, telles que *Salsola kali* ( $CE_{50} = 457.66 \mu\text{g ml}^{-1}$ ) et *Suaeda maritima* ( $CE_{50} = 660 \mu\text{g ml}^{-1}$ ) (Ksouri et al., 2008 ; Oueslati et al., 2012). La capacité réductrice du fer présentée par T-ST peut être liée à la présence d'antioxydants puissants dans cet extrait, tels que les flavonoïdes. Dans ce contexte, plusieurs études ont corrélé avec l'activité antioxydante, la quantité de composés phénoliques totaux ou des flavonoïdes totaux (Li et al. 2009). Et c'est pour la même raison que nous avons noté une augmentation de la  $CE_{50}$  dans les feuilles du point E-ST qui est induite par une diminution du taux des flavonoïdes dans notre extrait et ceci confirme encore la sensibilité de l'arganier vis-à-vis à la salinité élevée.

Le mécanisme de blanchiment du  $\beta$ -carotène est un phénomène par voie du radical libre, résultant des hydroperoxydes formés à partir d'acide linoléique. Le  $\beta$ -carotène subit une décoloration rapide en l'absence d'un antioxydant. Comme les molécules de  $\beta$ -carotène perdent leurs doubles liaisons par oxydation, le composé chromophore perd sa couleur caractéristique qui est l'orange, qui est déduite par spectrophotométrie. Nous avons observé

que la présence d'antioxydants peut inhiber l'étendue du blanchiment de la  $\beta$ -carotène en neutralisant le radical libre linoléate et d'autres radicaux libres formés dans le système (**Jianxiong Yang, 2008**). Selon les résultats exprimés dans les figures **34, 39 et 44** cette activité diffère d'un extrait à un autre où le point T-ST de l'extrait acétate d'éthyle exhibe une  $CI_{50}$  inférieure à celle de P-ST et E-ST, tandis que dans l'extrait méthanolique c'est le point E-ST qui est en première position suivi de T-ST et P-ST. Pour l'extrait aqueux comme pour l'extrait méthanolique, c'est le point E-ST qui exhibe une activité importante suivie de P-ST puis T-ST. En fait, pour ce test, deux extraits sur trois, le point E-ST montre une activité d'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène plus importante en comparaison aux autres points contrairement à ce qui a été trouvé pour les autres tests quantitatif et qualitatif. Dans le cas de l'extrait méthanolique, qui contient une quantité de composés phénoliques importante et considéré aussi comme le plus actif sur l'ensemble des activités, les feuilles du point E-ST, pour le test  $\beta$ -carotène, présente une  $CI_{50}$  de  $863 \mu\text{g ml}^{-1}$  suivies de T-ST avec une  $CI_{50}$  de  $1663 \mu\text{g ml}^{-1}$  et enfin le point P-ST avec une  $CI_{50}$  de  $2000 \mu\text{g ml}^{-1}$ . Utilisés en tant que témoins positifs, le BHA et le BHT sont apparus comme étant des inhibiteurs plus puissants, avec des valeurs de  $CI_{50}$  plus faibles ( $48$  et  $75 \mu\text{g ml}^{-1}$ , respectivement). Ce résultat peut être expliqué par la présence de molécules dans les feuilles du point E-ST et leur absence dans les deux autres (P-ST et T-ST), comme la rutine, qui joue un rôle dans l'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène (**Jianxiong Yang, 2008**). Des travaux antérieurs faits par **Falleh et al. (2012)** sur *Mesembryanthemum edule* ont montré qu'une concentration de 600mM fait disparaître certaines molécules telles que la Quercétine et Hyperoside alors qu'elles étaient présentes dans les plantes témoins et celles traitées avec une concentration de 300mM de NaCl, cependant cette concentration (600mM) fait aussi apparaître d'autres molécules, qui étaient absentes dans les plantes témoins et celles traitées avec 300mM, telles que Isorhamnétine rutinoside et Epicatéchine gallate.

#### IV.4.3. Identification des composés phénolique par LC-ESI-MS

Au total, nous avons identifié sept composés phénoliques dans les feuilles de l'arganier, six dans T-ST, quatre dans P-ST et quatre dans E-ST. Ces molécules sont données par nom, point où elles sont présentes, formule chimique brute, masse moléculaire et le pique qui leur correspond, comme suit :

- Épicatéchine (uniquement dans T-ST) ( $C_{15}H_{14}O_6$ ,  $m/z = 289,29$ ) (**fig.45.c**, **Pic 2**) (**Charrouf et al, 2007**) ;

- Myricétine - 3 -O- galactoside (uniquement dans P-ST et T-ST) ( $C_{21}H_{20}O_{13}$  , m / z = 479,43) (**fig.45.b , c , Pic 4**) (**Joguet et Maugard , 2013**) ;
- Rutine (uniquement dans E-ST) ( $C_{27}H_{30}O_{16}$  , m / z = 609,71) (**fig.45.a , Pic 6**) , l'identification de cette molécule a été confirmée en utilisant un standard ;
- Hypéroside / Isoquercitrine (dans les trois points) ( $C_{21}H_{20}O_{12}$  , m / z = 463,41 ) (**fig.45.a, b, c, Pic 7**) (**Charrouf et al , 2007**) ;
- Quercetin-O-pentose/Naringenin-7-O-glucoside (dans les trois points) ( $C_{20}H_{18}O_{11}/C_{21}H_{22}O_{10}$  , m / z = 433,40) (**fig.45.a, b , c , Pic 8**) , (**Charrouf et al , 2007**) ;
- Quercitrine (dans les trois points) ( $C_{21}H_{20}O_{11}$  , m / z = 447,39) (**fig.45.a, b , c , Pic 9**) , (**Joguet et Maugard , 2013**) ;
- Naringenin (uniquement dans T-ST) ( $C_{15}H_{12}O_5$  , m / z = 271,13) (**fig.45.c , Pic 10**) l'identification de cette molécule a été confirmée en utilisant un standard.

Certaines molécules n'ont pas été identifiées et nécessitent l'utilisation d'autres équipements tels que LC-MS/MS, LC-TOF-MS ou RMN,..., pour les identifier.

Tous ces composés phénoliques mentionnés sont résumés dans le **tableau.14**, avec leur formule moléculaire ( $C_xH_yO_z$ ) , un ion sélectionné ( [MH] - m / z), Uv absorbance (Xmax) .

Dans certains cas, les trois points contiennent les mêmes molécules, certaines molécules sont présentes en deux points et absentes dans le troisième et d'autres ont été signalées dans un seul point. Les trois points contiennent : Hypéroside ou Isoquercitrine, Quercétine -O-pentoses ou Naringenin - 7 -O- glucoside et Quercitrine. Ce dernier est l'une des biomolécules les plus abondamment distribuées et connues pour leurs activités antioxydantes dans les plantes comestibles et médicinales qui présentent un large éventail d'activités biologiques, (**Mateřská et Perucka, 2005**). Certaines études ont montré que Hypéroside possède une qualité de cytoprotecteur contre le stress oxydatif (**Hosseinimehr et al., 2008**) et un pouvoir réducteur très important (**Rainha et al., 2013**). Isoquercitrine est considéré comme un puissant antioxydant et présente de fortes activités contre le radical DPPH (**Xingping Dai et al., 2013**). Le fait que les feuilles de l'arganier ont une activité antioxydante importante, leur permettant de faire face au stress salin par rapport à d'autres espèces végétales, est probablement lié à la présence de ces biomolécules.

L'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène dans E-ST est plus importante en comparaison avec les deux autres points, et inversement pour les autres activités, est probablement liée à la présence de la Rutine. Cette hypothèse peut être confirmée par certaines études qui ont démontré que la présence de la rutine pourrait inhiber l'étendue du blanchiment du  $\beta$ -carotène par neutralisation du radical libre linoléate (**Jianxiong Yang et al., 2008**).

Les feuilles du point T-ST se sont distinguées des autres car, en plus des molécules mentionnées ci-dessus, elles contiennent deux autres molécules qui sont absentes dans P-ST et E-ST, qui sont: Epicatéchine et Naringénine. Épicatéchine a été suggéré l'un des antioxydants les plus efficaces parmi plusieurs autres (**Ishige et al., 2001**), avec une bonne activité à piéger les radicaux libres et un bon pouvoir réducteur encore mieux que  $\alpha$ -tocophérol (**Montserrat Duenas et al., 2010**). Naringénine est considéré comme ayant différentes activités biologiques entre autre une activité antioxydante et neutralisante des espèces réactives de l'oxygène (EROs) (**Turkkan et al., 2012**).

Ainsi la forte activité antioxydante manifestée par les feuilles du point T-ST est probablement liée à la présence de ces deux composés ajoutés aux autres molécules.

#### **IV.4.4. Effet de la salinité du sol sur l'accumulation des polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés dans les trois extraits des fruits**

Les résultats obtenus ont montré que les teneurs en polyphénols totaux des extraits d'acétate d'éthyle, de méthanol et d'eau varient de 1.6 à 15 mg EAG g<sup>-1</sup> MS. Statistiquement, ces teneurs sont différentes significativement en fonction de la polarité du solvant d'extraction. En effet, les résultats de la **figure.46** montrent que le méthanol est le meilleur solvant d'extraction suivi, à part égale, de l'acétate d'éthyle et de l'eau. Cette variabilité en fonction du solvant est en accord avec plusieurs travaux qui ont montré que ce paramètre joue un rôle déterminant dans la capacité d'extraction des composés phénoliques (**Spigno et al., 2007**, **Trabelsi et al., 2010**). Par ailleurs, **Razali et al. (2012)** et **Trabelsi et al., (2010)** ont montré que le méthanol est le solvant le plus efficace pour l'extraction des polyphénols. En effet, **Razali et al. (2012)** ont travaillé sur les feuilles, les graines et l'écorce de *Tamarindus indica* et ont trouvé que les extraits méthanoliques sont plus riches en polyphénols que ceux d'acétate d'éthyle et d'hexane. En outre, l'étude de **Trabelsi et al. (2010)** sur *Limonium monopetalum* a ressorti que le méthanol est le meilleur extractant des composés phénoliques par comparaison à l'hexane, l'éthanol, l'acétone et l'eau.

La composition des extraits en flavonoïdes dépend aussi de la polarité du solvant d'extraction. Comme pour les polyphénols totaux, les meilleures teneurs en flavonoïdes ont été observées en utilisant le méthanol (3.5 à 4.9 mg EC g<sup>-1</sup> MS). Ceci confirme que le méthanol est le solvant le plus efficace pour l'extraction des flavonoïdes suivie par l'acétate d'éthyle et l'eau (**fig.47**). Les résultats de **Sun et al. (2007)** ont montré que le méthanol exhibe les meilleurs teneurs en flavonoïdes des *Asparagus*. **Trabelsi et al. (2010)** ont également montré que le méthanol présente un meilleur pouvoir extractant des flavonoïdes des feuilles de *Limoniastrum monopetalum* que l'eau (4.2 et 1.01 mg EAG g<sup>-1</sup> MS, respectivement). Comme pour les polyphénols totaux et les flavonoïdes, le méthanol a le meilleur pouvoir extractant des tanins condensés par comparaison à l'acétate d'éthyle et l'eau (**fig.47**). Ces résultats sont en conformité avec ceux obtenus par **Trabelsi et al. (2010)** dans leur étude sur *Limoniastrum monopetalum*. Ces auteurs ont trouvé que le méthanol est le meilleur solvant d'extraction pour les tanins par rapport à l'eau (1.37 et 0.46 mg EAG.g<sup>-1</sup> MS, respectivement).

Par ailleurs, la salinité du sol influence significativement la biosynthèse des polyphénols totaux. Considérant l'extrait méthanolique, qui exhibe une richesse en ces composés plus que les deux autres solvants, nous avons noté la même tendance observée pour les feuilles, où le taux des polyphénols totaux enregistré pour le point T-ST est significativement plus élevé que celui enregistré pour les deux autres points P-ST et E-ST qui sont statistiquement identiques. Donc la salinité, à un certains seuils, optimise la biosynthèse des polyphénols. Un bon nombre de travaux ont mentionné cette corrélation où **Gaofeng Yuan et al. (2010)** ont rapporté que le taux des polyphénols totaux passe de 75 à 92 mg EAG g<sup>-1</sup>MF sous un traitement salin de 100mM chez le radis. La même tendance est aussi rapportée chez *Fagopyrum esculentum* où **Jeong- Ho Lim et al. (2012)** ont noté un taux en polyphénols totaux de 128 mg EAG g<sup>-1</sup>MS dans les plants témoins et que ce taux augmente de 157% dans des plants soumis à un stress salin équivalent à 100mM.

Pour les tanins condensés, l'analyse statistique a révélé des différences significatives entre les trois points de l'extrait méthanolique, c'est-à-dire que l'accumulation des tanins condensés est influencée par la salinité où le point T-ST de l'extrait méthanolique contient plus de tanins que les deux autres points P-ST et E-ST. La même tendance a été rapportée dans les travaux de **Elfeel et al. (2012)** et **Elfeel et al. (2013)** qui ont mentionné une accumulation progressive des tanins sous l'effet de sel appliqué à *Acacia saligna* et *Balanites aegyptiaca*, respectivement.

#### IV.4.5. Effet de la salinité du sol sur les activités antioxydantes dans les trois extraits des fruits

L'évaluation de l'activité antioxydante d'*Argania spinosa* montre que la réponse antioxydante des extraits varie selon la nature du solvant (**fig.49**). D'ailleurs, les extraits méthanoliques présentent statistiquement l'activité antioxydante totale la plus forte. En ce qui concerne les activités antiradicalaire et réductrice du fer, les **figures 50 et 51** montrent deux catégories d'extraits : la première regroupe les extraits ayant une forte activité. Il s'agit des extraits aqueux et ceux méthanoliques alors que la deuxième, présentant une faible activité, est représentée par l'acétate d'éthyle. Dans ce contexte, la supériorité du méthanol par comparaison aux autres solvants a fait l'objet des travaux de **Sun et al. (2007)** qui ont travaillé sur l'asparagus et le brocoli. Ces auteurs ont trouvé que les extraits méthanoliques possèdent la meilleure activité antiradicalaire contre le DPPH. **Razali et al. (2012)** ont travaillé sur les extraits des feuilles de *Tamarindus indica* et ont conclu que la meilleure capacité à piéger les radicaux libres est obtenu par le méthanol par rapport aux extraits d'acétate d'éthyle et d'hexane. Pareillement, **Bourgou et al. (2007)** ont travaillé sur les parties aériennes de *Nigella sativa* extraite par l'hexane, l'acétone, le méthanol et l'eau. Ces auteurs ont trouvé que les meilleures activités ont été observées pour le méthanol et l'eau.

D'autre part, la comparaison des extraits méthanoliques d'*Argania spinosa* avec ceux provenant d'autres plantes met en évidence une nette supériorité des fruits de cet arbre. A titre d'exemple, **Duh et Yen (1999)** ont trouvé que les  $CI_{50}$  de 4 variétés de *Chrysanthemum morifilium* contre le radical DPPH varient de 100 à 300  $\mu\text{g ml}^{-1}$ . Aussi, **Bourgou et al. (2008)** ont trouvé que l'activité antiradicalaire de *Nigella sativa* est estimée à une  $CI_{50}$  égale à 450  $\mu\text{g ml}^{-1}$  et que celle du pouvoir réducteur atteint même 1850  $\mu\text{g ml}^{-1}$ .

Concernant l'influence de la salinité sur les activités antioxydantes, nous avons observé que cette corrélation est nettement plus importante pour le test du pouvoir réducteur du fer, en comparaison avec les autres tests, où les feuilles du point T-ST exhibent l'activité la plus importante avec une  $CE_{50}$  plus faible que celles des deux autres points. Cette différence est probablement liée à l'accumulation des polyphénols dans T-ST plus que dans P-ST et E-ST (**Li et al., 2009**). En concordance avec nos résultats, les travaux de **Falleh et al. (2012)** ont rapporté que la  $CE_{50}$  diminue chez *Mesembryanthemum edule* et passe de 266.7 à 243.3  $\mu\text{g.ml}^{-1}$  sous un traitement de 0 et 600mM, respectivement.

#### IV.4.6. Identification des composés phénoliques par CLHP

L'analyse des extraits phénoliques des fruits d'*Argania spinosa* par CLHP (ou HPLC) a révélé que cette espèce est riche en composés phénoliques. Pour l'extrait méthanolique, cinq composés ont été identifiés de types flavonoïdes et acides phénoliques tandis que seulement deux molécules phénoliques ont été identifiées dans l'extrait aqueux à savoir l'acide férulique et l'apigénine. Il est à noter que les fruits de l'arganier sont particulièrement riches en flavonoïdes (**Guillaume et Charrouf, 2005**). Ces composés agissent comme de puissants antioxydants capables de stabiliser les radicaux et de chélater les métaux (**Maisuthisakul et al., 2007**). A titre d'exemple, l'apigénine est un flavonoïde connu par sa puissante activité antioxydante et antitumorale (**He et al., 2012**). Egalement, la quercétine-3-rutinoside est connue par son activité biologique (antioxydante, anti-inflammatoire, antiallergique, antivirale et anticarcinogène) (**Oueslati et al., 2012**). D'un autre côté, les acides féruliques ont plusieurs fonctions physiologiques : antioxydantes, antimicrobiennes, anti-inflammatoires, antithromboses et anticancéreuses (**Ou et Kwok, 2004**).



*Conclusion*

## CONCLUSION

Ce travail a été réalisé dans le cadre de deux projets de recherche, le premier est un projet FNR (Fond National de Recherche) intitulé « Arganier en Algérie, état des lieux, conservation et possibilités de valorisation », le deuxième projet est dans le cadre de la coopération internationale algéro-tunisienne intitulé « Caractérisation de l'Arganier de Tindouf-Algérie- ».

Le travail traite quatre parties importantes ; la première consiste à la réalisation de la carte de l'aire de répartition naturelle de l'arganeraie algérienne ; la deuxième partie caractérise l'aspect structural des peuplements d'arganier à travers des paramètres structuraux : hauteur, surface du houppier et densité ; la troisième partie traite les caractéristiques physico-chimiques et biochimiques de l'huile d'argan et enfin la quatrième partie évalue l'impact de la salinité sur des sujets d'arganier à travers l'étude quantitative de l'accumulation des composés phénoliques et qualitative via différents tests de l'activité antioxydante.

Les résultats de la cartographie de l'aire de répartition naturelle de l'arganeraie algérienne nous a permis de déduire que les peuplements d'arganier sont localisés sur différents substrats à savoir : sablonneux, caillouteux et rocheux. Les sujets d'arganier sont distribués le long des lits d'oued à écoulement temporaire sur des altitudes allant de 315 à 630 mètres. Ces sujets s'étalent sur une superficie de 96940 hectares répartis sur deux principaux périmètres : Touaref Bou Aam et Merkala-Targant.

L'arganier est présent sur de fortes pentes à Targant et à l'Ouest de Merkala, des pentes moyennes avec une importante densité au niveau des ravins qui alimentent Oued El Ma, Oued El Khebi et Oued Bouyadine et sur des pentes faibles avec une densité moins importante à l'Est de Merkala et la partie Sud et Sud-est du périmètre de Touaref Bou Aam.

Après avoir élaboré la première carte de l'aire de répartition naturelle de l'arganier, l'étude structurale nous a permis de faire une caractérisation de l'arganeraie algérienne qui est une étape primordiale dans un plan d'aménagement et de valorisation de cette ressource sur le long et moyen terme.

Nos résultats nous indiquent, selon le facteur densité, que les arbres d'arganier forment de petits peuplements dispersés, comme n'importe quel arbre caractéristique des régions arides, parce qu'ils ont besoin de plus d'espace vital pour le développement de leur racines et ainsi résister aux conditions de sécheresse du milieu. Le fait que les formations végétales à *Argania*

*spinosa* sont distribuées le long des lits d'oueds, assurent la fertilité et la restauration des sols, et grâce à la strate herbacée, elles contribuent à stabiliser les berges des oueds et fournir un habitat pour la faune.

A la base de cette étude structurale, nous avons pu établir une comparaison entre les deux périmètres de Targant-Merkala et Touaref Bou Aam, sur le plan structurale en tenant compte des facteurs de croissance et de distribution spatiale (Hauteur, Surface du houppier et Densité). Selon les résultats obtenus, nous pouvons tirer les conclusions suivantes :

- La zone de Targant est plus homogène que les deux autres zones de Merkala (Est) et de Touaref Bou Aam qui présentent une hétérogénéité de la structure horizontale et verticale ;
- La zone de Targant est celle qui peut fournir des semences de qualité sur le plan de la vigueur germinative, vu que les arbres élites sont repérés au niveau de cette zone, cependant la surface totale de l'arganier, qui est réduite, dans ce périmètre peut être une contrainte pour l'exploitation intensive de cette essence.

Cette étude a aussi traité l'aspect huile d'argan algérienne à travers une caractérisation physicochimiques via des indices biochimiques en donnant un profile de sa composition en molécules d'intérêts tout en la comparant à une huile de référence qu'est l'huile marocaine. Les résultats obtenus permettent de conclure que les huiles algérienne et marocaine sont des huiles vierges conformes à la norme marocaine, en dépit des différences observées selon le mode d'extraction et l'origine géographique. Par ailleurs, les pourcentages d'acidité et les extinctions spécifiques des huiles de presse et celle artisanale ne dépassent pas les limites établies par la norme marocaine pour les huiles vierge extra. Toutefois, les valeurs de l'indice de peroxyde tranchent entre les deux échantillons et permettent de qualifier l'huile marocaine d'huile vierge extra alors que celle algérienne est plutôt une huile vierge fine.

En considérant la contenance en chlorophylle et en eau, l'huile d'argan algérienne est d'une qualité supérieure que l'huile marocaine vue sa pauvreté en ces composantes. Par ailleurs, l'huile d'argan marocaine est moins riche en acides gras insaturés en comparaison avec l'huile algérienne, ce qui confère à cette dernière une grande importance nutritionnelle et une bonne stabilité oxydative.

Tenant compte de la composition en stérols, les résultats ont aussi montré que l'huile d'argan algérienne est nettement plus riche en composés majoritaires tels que le  $\beta$ -sitostérol et le campostérol et en composés minoritaires tels que le  $\Delta^7$  campestérol, le 2-4 méthylcholestérol et le Clérostérol. Cette caractéristique est très rarement observée dans les huiles végétales et ces phytostérols sont très étudiés pour leur action anticancéreuse, immunomodulatrice et anti-inflammatoire ce qui confère à l'huile d'argan algérienne un profil original.

Quant à l'impact de la salinité sur l'accumulation des composés phénoliques chez l'arganier, les résultats de l'étude quantitative ont révélé que cette espèce résiste aux conditions très salines du milieu par le biais de la biosynthèse des composés phénoliques (molécules de stress), ainsi développer une stratégie de défense contre l'effet toxique du sel. Cependant, à des seuils extrêmes, le taux d'accumulation de ces molécules est très faible. L'analyse par LC-ESI-MS a révélé une variabilité qualitative des composés phénoliques où nous avons noté, sous l'effet de la salinité, l'apparition de nouvelles molécules telles que l'Epicatechine, Naringénin et Rutine, par contre sous l'effet extrême de la salinité d'autres molécules ont disparues telles que Myricétine-3-O-galactoside et ceci est directement lié au seuil de sensibilité de l'arganier à la salinité. Ces résultats sont appuyés par l'étude des activités antioxydantes qui sont en corrélation positive avec la salinité, cependant cette corrélation devient négative lorsque la salinité atteint des seuils extrêmes. Idem pour les fruits de l'arganier où nous avons noté, d'une manière générale, la même tendance que chez les feuilles où l'accumulation des polyphénols totaux est plus importante dans les fruits du point T-ST où le sol est très salé. Ceci est aussi confirmé par l'étude des activités antioxydantes surtout à travers le piégeage du radical libre DPPH et le pouvoir réducteur du fer.

Au final, l'arganeraie, en dehors de son importance écologique indiscutable, peut jouer un rôle économique très important pour les acteurs locaux si son utilisation se fait dans une vision de développement durable, cependant les peuplements d'arganier de Tindouf ont connu des interventions de coupes illicites, de surpâturage et de charbonnage depuis des décennies. La présence des bio-agresseurs tel que les termites et les cochenilles, ne font qu'aggraver son état phytosanitaire et peuvent constituer une sérieuse menace en raison de leur propagation rapide.

De ce fait et comme perspectives, nous recommandons les points suivants :

- Création d'une réserve naturelle de l'arganier dotée d'une pépinière avec des ouvriers formés afin de préserver le patrimoine existant ;
- Mener des recherches sur la variabilité morphologique des sujets d'arganier et voir si c'est une variabilité phénotypique ou génotypique ;
- Approfondir l'étude structurale des peuplements pour la détermination de l'âge et du régime ;
- Extension des plantations à arganier en dehors de la région de Tindouf (exemple : cas de la station de Stidia à Mostaganem) ;
- Détermination des composés phénoliques non identifiés des feuilles et élargir les travaux à l'étude d'autres activités biologiques, à savoir anticancéreuse, antimicrobienne, anti-inflammatoire, antidiabétique...etc ;
- Encourager les travaux sur l'arganier algérien dans le cadre de projet de recherche et assurer la diffusion des résultats sous forme de publication.

# *Bibliographie*

The word "Bibliographie" is rendered in a bold, italicized, sans-serif font. The letters feature a vibrant rainbow-to-gold gradient, transitioning from purple and blue at the top to yellow and orange at the bottom. The text is presented in a 3D perspective, with a dark, semi-transparent shadow cast beneath it, giving it a sense of depth and volume.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- **Abaza I.M., Asar M.A., El-Shaarrawi G.E. & Hassan M.F. (2003).** Effect of using *Nigella* seed, *Chamomile* flowers, *Thyme* flowers and *Harmala* seed as feed additives on performance of broiler. *Egypt. J. Agric. Res.* 81, 735-749.
- **Adlouni A. (2010).** L'huile d'argan, de la nutrition à la santé. *Nutrition, Phytothérapie.* 8, 89-97.
- **Agastian P., Kingsley S.J. & Vivekanandan M. (2000).** Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes. *Photosynthetica.* 38, 287-290.
- **Aka Koutoua M. (2006).** Analyse Ecologique, Phytosociologique et évaluation des bilans des plantations à arganier (*Argania spinosa*) en vue de la régénération et de la réhabilitation de ses écosystèmes naturels (Région d'Agadir, Taroudant et Tiznit, DREF/SO, Maroc). Mémoire de 3ème cycle, ENFI. Salé, Maroc, 113p.
- **Alcan F. & Louis G. (1912).** Le Maroc physique. Edi. Morocco. 288p.
- **Allakhverdiev S.I., Sakamoto A., Nishiyama Y. & Murata N. (2000).** Inactivation of photosystems I and II in response to osmotic stress in *Synechococcus*: contribution of water channels. *Plant Physiol.* 122, 1201-1208.
- **Amane M. I. V., Vieira C., Novais R. F. & Araujo G. A. A. (1999).** Nitrogen and molybdenum fertilization of the common bean crop in the zona da mata region, Minas Gerais state, Brazil. *Revista brasileira de ciência do solo.* 23 (3), 643-650.
- **Anthelme F. & Michalet R. (2009).** Grass-to-tree facilitation in an arid grazed environment (Air mountains, Sahara). *Basic and Applied Ecology.* 10, 437-446.
- **Aouad M., (1989).** L'arganier dans les systèmes agraire du Sud-ouest Marocain : situation actuelle et perspectives de valorisation. Thèse hydraulique. Univ. I.A.V. Hassan II, Rabat, 144p.
- **Aparicio R., Roda L., Albi M.A. & Gutiérrez F. (1999).** Effect of various compounds on virgin olive oil stability measured by Rancimat. *J. Agri. Food Chem.* 47, 4150-4155.
- **Aubert G. (1978).** Méthodes d'analyses des sols. Ed CRDP Marseille.191p
- **Aubert S., Hennion F., Bouchereau A., Gout E., Blingy R. & Dome A.J. (1999).** Subcellular compartmentation of proline in the leaves of the subantartic Kerguelen

cabbage *Pringlea antiscorbutica* R-Br. In vivo C-13 NMR study. *Plant Cell Environ.* 22, 255-259.

- **Aranda M.P., Villa V.M. & Trejo L. (2003).** El portal latino alzheimer's project model program for latino caregivers of alzheimer's disease-affected people. *Social Work.* 48 (2), 259-272.
- **Arif A. (1994).** Effect of seedling depth on emergence of *Argania spinosa* (L.). *Al awamia.* 87, 149-153.
- **Ayad A. (1989).** Présentation générale de l'arganeraie. In : formation forestière continue, Thème « l'arganier » Station de Recherche Forestière. Rabat, 13 – 17 Mars 1989, 9-18.
- **Ayerdi-Gotor A., Berger M. & Labelette F. (2008).** Variabilité des teneurs et compositions des composés mineurs dans l'huile de tournesol au cours du développement du capitule. *OCL.* 15, 400-406.
- **Baccouri B., Baccouri O., Zarrouk W., Ben Temime S., Taamalli W., Daoud D. & Zarrouk M. (2006).** Evaluation de la composition des huiles de quelques oléastres sélectionnés : les antioxydants naturels. *Revue des Régions Arides.* Numéro spécial- Actes du séminaire international : Gestion des ressources et applications biotechnologiques en aridoculture et cultures oasiennes, Perspectives pour la valorisation des potentialités du Sahara.
- **Bagnouls F. & Gausson H. (1953).** Saison sèche et Indice Xérothermique. *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse.* 88, 193-239.
- **Bani-Aameur F. & Sipple-Michmerhuizen J. (2001).** Germination and seedling survival of Argan (*Argania spinosa*) under experimental saline conditions. *Journal of Arid Environments.* 49, 533-540.
- **Benabid A. (2000).** Flore et Ecosystèmes du Maroc. Ed Ibis Press Paris. 335p.
- **Benaradj A. (1999).** Contribution à l'étude de la germination et de la multiplication in vitro de l'arganier (*Argania spinosa* (L) skeels). Mémoire d'Ingénieur d'état, I.N.F.S.A, Mostaganem. 91p.
- **Ben Nacer M., Cheikh-M'hamed H., Maalem S. & Rahmoune C. (2005).** Les indicateurs précoces de la tolérance à la salinité. 1<sup>er</sup> Colloque Euroméditerranéen de Biologie Végétale et Environnement. Annaba 28-30 Novembre 2005.



- **Ben Temime S., Manai H., Methenni K., Baccouri B., Abaza I., Sanchez Casas J., Bueno E.O. and Zarrouk M. (2008).** Sterolic composition of Chétoui virgin olive oil: Influence of geographical origin. *Food Chem.* 110, 368-374.
- **Ben Temime S., Baccouri B., Taamalli W., Abaza L., Daoud D. & Zarrouk M. (2006).** Location effects on chétoui virgin olive oil stability. *J. Food Biochem.* 30, 659-670.
- **Benzyane M. & Khatouri M. (1991).** Estimation de la biomasse des peuplements d'Arganier. *Annales de la recherche forestière au Maroc.* 128-140.
- **Berka S. & Harfouche A. (2001).** Effet de quelques traitements physico-chimiques et de la température sur la faculté germinative de la graine d'arganier. *Biologie et écologie. Rev. For. Fr.* LIII.2.
- **Berthomieu P., Conéjéro G., Nublat A., Brackenbury W.J., Lambert C., Savio C., Uozumi N., Oiki S., Yamada K., Cellier F., Gosti F., Simonneau T., Essah P.A., Tester M., Very A.A., Sentenac H. & Casse F. (2003).** Functional analysis of AtHKT1 in *Arabidopsis* shows that Na<sup>+</sup> recirculation by the phloem is crucial for salt tolerance. *Embo Journal.* 22, 2004-2014, *Biotechnology* .16. 123–132.
- **Bohnert H.J. & Jensen R.G. (1996).** Strategies for engineering waterstress tolerance in plants. *Trends Biotechnol.* 14, 89-97.
- **Boudy P. (1955).** Economie forestière nordafricaine. Description forestière de l'Algérie et de la Tunisie. Tome 4. Larose Ed. Paris. 483p.
- **Boudy P. (1952).** Guide forestier en Afrique de Nord. Edition Maison Rustique (Paris).
- **Boudy P. (1950).** Economie forestière nord-africaine (monographies et traitements des essences forestières). Tome II (1), Larose. 382-416.
- **Bourgou S., Ksouri R., Bellila A., Skandarani I., Falleh H. & Marzouk B. (2008).** Phenolic composition and biological activities of Tunisian *Nigella sativa* L. shoots and roots. *Comptes Rendues Biologies.* 331, 48-55.
- **Bourgou S., Ksouri R., Bellila A., Skandrani I., Falleh H. & Marzouk B. (2007).** Effet du solvant d'extraction sur l'estimation de l'activité antioxydante chez *Nigella sativa* L. INIST-CNRS. 93-97.
- **Brahim H. (2007).** Dynamique socio-économique dans la réserve de biosphère arganeraie (RBA).IAV Hassan II, Complexe Horticole d'Agadir Association Agro-

technologies Souss-Massa-Drâa ; In colloque international. 27-28 Avril 2007.Synthèse des communications. Rabat. 68p.

- **Bravo L. (1998).** Polyphenols: chemistry, dietary sources, metabolism, and nutritional significance. *Nutr. Rev.* 56, 317-333.
- **Brown D.E., Rashotte A.M., Murphy A.S., Normanly J., Tague B.W., Peer W.A., Taiz L. & Muday G.K. (2001).** Flavonoids act as negative regulators of auxin transport *in vivo* in *Arabidopsis*. *Plant Physiol.* 126, 524-535.
- **Bruneton J. (2006).** Pharmacognosie, Phytochimie, Plantes médicinales. third ed., Tec and Doc, Lavoisier, Paris.
- **Brunig E. F., Wiebecke C., Platzer H. B. & Liese W., (1973).** Storm damage 1972 (II), *Forstarchiv.* 44, 137-153.
- **Buer C.S., Imin N. & Djordjevic M.A. (2010).** Flavonoids: New Roles for Old Molecules. *J. Int. Plant Biol.* 52 (1), 98-111.
- **Buongiorno J., Dahir S., Lu H. & Lin C. (1994).** Tree size diversity and economic returns in uneven-aged forest stands. *Forest Science* 40, 83-103.
- **Callemien D., Guyot S. & Collin S. (2008).** Use of thiolysis hyphenated to RP-HPLC-ESI(-)-MS/MS for the analysis of flavanoids in fresh lager beers. *Food Chem.* 110, 1012-1018.
- **Calu G. (2006).** *Arabidopsis thaliana* et *Thellungiella halophila*, plantes modèles dans l'étude du stress salin. *Spectro Sciences.*
- **Caponino F., Bilancia M.T., Pasqualone A., Sikorska E. & Gomes T. (2005).** Influence of exposure to light of extra virgin olive oil quality during storage. *Eur. Food Res. Technol.* 221, 92-98.
- **Castañeda-Ovando A., Pacheco-Hernández M.L., Páez-Hernández M.E., Rodríguez J.A. & Galán-Vidal C.A. (2009).** Chemical studies of anthocyanins: A review. *Food Chem.* 113, 859-871.
- **Cayuela J. A., Rada M., Pérez-Camino M.C., Benaissa M., Abdelaziz E., & Guinda A. (2008).** Characterization of artisanally and semiautomatically extracted argan oils from Morocco. *Eur. J. Lipid. Sci. Technol.* 110, 1159-1166.
- **Chan P., Tomlinson B. & Lee C.B. (1996).** Effectiveness and Safety of low-dose paravastatin and squalene, alone and in combinatin, in elderly patients with hypercholesterlemia. *J. Clin. Pharmacol.* 36, 422-427.

- **Charrouf M. (1984).** Contribution à l'étude de la composition chimique de l'huile d'*Argania Spinosa* (L.) (Sapotaceae). Thèse Sciences Univ. de Perpignan, France.
- **Charrouf Z., El Monfalouti H., Kartah B., Harhar H., Gharby S. & Haddad A. (2011).** Analyse chimique et sensorielle de l'huile d'argan, Chemical and sensory analysis of argan oil. Les technologies de laboratoire.6, 22.
- **Charrouf Z., Hilali M., Jauregui O., Soufiaou, M., & Guillaume D. (2007).** Separation and characterization of phenolic compounds in argan fruit pulp using liquid chromatography negative electrospray ionization tandem mass spectroscopy. Food Chemistry. 100, 1398-1401.
- **Charrouf Z., Fkih-Tétouani S. & Rouessac F. (1990).** Occurrence of erythrodiol in *Argania spinosa*. Al Biruniya, 6 (2), 135.
- **Chartzoulakis K. & Klapaki G. (2000).** Response of two green house pepper hybridsto NaCl salinity during different growth stages. Sci. Hortic. 86, 247-260.
- **CheesemanJ.M. (1988).** Mechanism of salinity tolerance in plants. Plant Physiol. 87, 547-550.
- **Cherbuy B. (1991).** les sols salés et leur réhabilitation, étude bibliographique. Cemagraf, école. Nat, Renne. 170p.
- **Chevalier A. (1943).** L'argan, les marmulanos et les noyers, arbre d'avenir en Afrique du Nord, en Marocaine et dans les régions semi-désertiques du globe si on les améliore. Rev. Bot. Appl. Agric. Trop. 165-168 et 363- 364.
- **Cheyrier V. (2005).** Polyphenols in foods are more complex than often thought. Am. J. Clin.Nutr. 81, 223-229.
- **Chimi H. (2005).** Conservations comparées de l'huile d'argane et de l'huile d'olive. «Cahiers d'études et de recherche francophones». Agriculture. 14 (5), 467-471.
- **Christie P.J., Alfenito M.R. & Walbot V. (1994).** Impact of low-temperature stress on general phenylpropaniod and anthocyanin pathways: Enhancement of transcript abundance and anthocyanin pigmentation in maize seedlings. Planta. 194, 541-549.
- **Chu Y., Sun J., Wu X. & Liu R.H. (2002).** Antioxidant and antiproliferative activities of common vegetables. J. Agric. Food Chem. 50, 6910-6916.
- **Cimato A. (1990).** La qualité de l'huile d'olive vierge et les facteurs agronomiques Sup Agro. Ira. Montpellier. 20-31.

- **Clodoveo M. L., Delcuratolo D., Gomes T. & Colelli G. (2007).** Effect of different temperatures and storage atmospheres on Coratina olive oil quality. *Food Chem.* 102, 571-576.
- **Coe M. & Coe C. (1987).** Large herbivores, Acacia trees and bruchid beetles. *South African Journal of Science.* 83, 624-635.
- **COI. (2001).** Norme commercial applicable aux huiles d'olive et aux huiles de grignons d'olives Conseil oléicole international, COI/ oc n 10 et 17/Rév.1, principe de Vergara, 154-28002 Madrid-Espagna.
- **Crave A. (1995).** Quantification de l'organisation des réseaux hydrographiques. Thèse de Doctorat de l'Université de Rennes I. Mémoires de géosciences. Renne n°65. 203p.
- **Crowe J.H., Hoekstra F.A. & Crowe C.M. (1992).** Anhydrobiosis. *Annu. Rev. Plant Physiol.* 54, 579-599.
- **Daget P.H. (1977).** Le Bioclimat Méditerranéen : Caractères Généraux, Modes de Caractérisation. *Végétation.* 34 (1), 1-20.
- **De Abreu N. & Mazzafera P. (2005).** Effect of water and temperature stress on the content of active constituents of *Hypericum brasiliense* Choisy. *Plant Physiol. Biochem.* 43. 241-248.
- **Delperugia J. (1970).** Aménagement sylvo-pastoral de la forêt d'arganiers, propositions concernant l'élevage. Rapport F.A.O. 10p.
- **Delphine S., Alvino A., Zacchini M. & Loreto F. (1998).** Consequences of salt stress on conductance to CO<sub>2</sub> diffusion, Rubisco characteristics and anatomy of spinach leaves. *Aust. J. Plant Physiol.* 25, 395-402.
- **Demartone. (1925).** Traité de géographie physique. Vol.1. Paris. A. Colin.
- **Denden M., Bettaieb T., Sahli A. & Mathlouthi M. (2005).** Effet de la salinité sur la fluorescence chlorophyllienne, la teneur en proline et la production florale de trois espèces ornementales. *Tropicultura.* 23 (4), 220-226.
- **Denègre J. & Salgé F. (1996).** Les systèmes d'information géographique, PUF, Coll . Que sais je. 128p.
- **DE Ponteves E., Bourbouze A. & Narjisse H. (1990).** Occupation de l'espace, droit coutumier et législation forestière dans l'arganeraie marocaine. *Cahiers de la Recherche – Développement.* 26, 28-43.

- **Dewanto V.W.X., Adom K.K. & Liu R.H. (2002).** Thermal processing enhances the nutritional value of tomatoes by increasing total antioxidant activity. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*. 50, 310-3014.
- **Dewick P.M. & Haslam E. (1969).** Phenol biosynthesis in higher plants. Gallic acid. *Biochem. J.* 113, 537-542.
- **DGF. (2009).** The Algerian argan tree. Special Issue publication of the project ALG/G35. 15p.
- **Dinnella C., Recchia A., Tuorila H. & Monteleone E. (2011).** Individual astringency responsiveness affects the acceptance of phenol-rich foods. *Appetit*. doi:10.1016 /j.appet.2011.02.017.
- **Dixon R.A. & Paiva N.L. (1995)** Stress-induced phenylpropanoid metabolism. *Plant Cell*. 7, 1085-1097.
- **Djeridane A., Yousfi M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocker P. & Vidal N. (2006).** Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *J. Food Chem.* 97, 654-660.
- **DoE (Department of Environment). 1987.** Handling Geographic Information. Report of the Committee enquiry chaired by Lord Chorley. Her Majesty's Stationary Office. Londres.
- **Dubief J. (1959/1963).** Atlas du climat du Sahara. Trav. Inst. Rech.Sah.
- **Duh P.D. & Yen G.C. (1999).** Antioxidant activity of water extract of Harnng Jyur (*Chrysanthemum morifolium* Ramat.) varieties in soybean oil emulsion. *Food Chemistry*. 66 (4), 471-476.
- **El Aboudi A., Carlier G. & Peltier J.P. (1991).** Régime hydrique de l'arganier (*Argania spinosa* (L.)Skeels) dans le sous (Maroc).Physiologie des arbres et des arbustes en zones arides et semi-arides, Groupe d'étude de l'arbre. Paris. 389-403.
- **El Aboudi A. (1990).** Typologie des arganeraies infra-méditerranéens et écophysiologie de l'arganier (*Argania spinosa* (L.) Skells) dans le Sous (Maroc).Thèse Univ. Grenoble I. 113p.
- **El Babili F., Bouajila J., Fouraste I., Valentin A., Mauret S. & Moulis C. (2010).** Chemical study, antimalarial and antioxidant activities, and cytotoxicity to human breast cancer cells (MCF7) of *Argania spinosa*. *Phytomedicine*. 17, 157.160.
- **Elfeel A.A., Hindi Sherif Z. & Abohassan R.A. (2013).** Stomatal conductance, mineral concentration and condensed tannin in three *Balanites aegyptiaca* (L.) Del.

intra-specific sources affected by salinity stress. Food, Agriculture and Environment. 11 (1), 466-471.

- **Elfeel A.A. & Bakhawain A.A. (2012).** Salinity Effects on Growth Attributes Mineral Uptake, Forage Quality and Tannin Contents of *Acacia saligna* (Labill.) H. Wendl. Research Journal of Environmental and Earth Sciences. 4 (11), 990-995.
- **Eltner E.F. (1987).** Metabolism of activated oxygen species. In: Davies, D.D. (Ed.), The Biochemistry of Plants. Vol. II, Biochemistry of Metabolism. Academic Press, San Diego, CA. 252–315.
- **Emberger L. (1960).** Traité de botanique systématique. Les végétaux vasculaires, Tomes II. Pp : 852-855.
- **Emberger L. (1939).** Aperçu général sur la végétation du Maroc. Commentaire de la carte Phytosociologique du Maroc au 1/500000, Veröff. Geobot. Inst. Rübel in Zürich (14) et Mém. Sc. Nat. Maroc. I.S.C., Rabat. Pp : 40-157.
- **Emberger L. (1938).** Les arbres du Maroc et comment les connaître. Paris, Larousse. Pp : 271-277.
- **Emberger L. (1955).** Une Classification Biogéographique des Climats. Rec. trau. lab. bot. geol. ZOO~F.a c. SC. Montpellier, série bot., n° 7 . Pp : 3-43.
- **Essaidi I., Brahmi Z., Snoussi A., Ben Haj Koubaier H., Casabianca H., Abe N., El Omri A., Chaabouni M.M. & Bouzouita N. (2013).** Phytochemical investigation of Tunisian *Salicornia herbacea* L., antioxidant, antimicrobial and cytochrome P450 (CYPs) inhibitory activities of its methanol extract. Food Control. 32, 125-133.
- **Falleh H., Ksouri R., Chaieb K., Karray-Bouraoui N., Trabelsi N., Boulaaba M. & Abdelly C. (2008).** Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. Compt. Rend. Biol. 331, 372-379.
- **Falleh H., Ksouri R., Oueslati S., Guyot S., Magné C. & Abdelly C. (2009).** Interspecific variability of antioxidant activities and phenolic composition in *Mesembryanthemum* genus. Food and Chemical Toxicology. 47, 2308-2313.
- **Falleh H., Jalleli I., Ksouri R., Boulaaba M., Guyot S., Magné C. & Abdelly C. (2012).** Effect of salt treatment on phenolic compounds and antioxidant activity of two *Mesembryanthemum edule* provenances. Plant Physiology and Biochemistry. 52, 1-8.
- **FAO. (1984).** Prognosis of salinity and alkanity. FAO soils. Bulletin 31, 268p.
- **FEADER. (2011).** Guide des mesures forestières. Année internationale des forêts, décembre 2011.

- **Ferrazzano G.F., Amato I., Ingenito A., Zarrelli A., Pinto G. & Pollio A. (2011).** Plant Polyphenols and Their Anti-Cariogenic Properties. A Review. *Molecules*. 16, 1486-1507.
- **Ferreira L.V. & Prance G.V. (1999).** Ecosystem recovery in terra firme forests after cutting and burning: a comparison on species richness, floristic composition and forest structure in the Jau National Park. *Botanical Journal of the Linnean Society*. 130, 97-110.
- **Franklin J.F., Spies T.A., Van Pelt R., Carey A.B., Thornburgh D.A., Berg D.R., Lindenmayer D.B., Harmon M.E., Keeton W.S., Shaw D.C., Bible K. & Chen J. (2002).** Disturbances and structural development of natural forest ecosystems with silvicultural implications, using Douglas-Fir forests as an example. *Forest Ecology and Management*. 155, 399-423.
- **Fogliani B. (2002).** De la connaissance physiologique des Cunoniaceae endémiques de la nouvelle-Calédonie, à la recherche des caractéristiques physico-chimiques et biologiques de leurs substances bioactives d'intérêt. Thèse de Doctorat en physiologie végétale et phytochimie. 42-52.
- **Gama P.B.S., Inanaga S., Tanaka K. & Nakazawa R. (2007).** Physiological response of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings to salinity stress. *African Journal of Biotechnology*. 6 (2), 079-088.
- **Gaofeng Yuan, Xiaoping Wang, Rongfang Guo & Qiaomei Wang. (2010).** Effect of salt stress on phenolic compounds, glucosinolates, myrosinase and antioxidant activity in radish sprouts. *Food Chemistry*. 121, 1014-1019.
- **Alhdad G.M., Seal C.E., Al-Azzawi M.J. & Flowers T.J. (2013).** The effect of combined salinity and waterlogging on the halophyte *Suaeda maritima*: The role of antioxidants. *Environmental and Experimental Botany*. 87, 120-125.
- **Gharby S. (2012).** Contribution à la valorisation de l'huile d'argane Influence de l'origine du fruit (terroir, forme) et de la méthode d'extraction sur la composition chimique, les caractéristiques organoleptiques et la stabilité de l'huile d'argane Thèse de doctorat, phytochimie, faculté des sciences, Rabat-Morocco.
- **Ghedira K. (2005).** Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie*. 4, 162-169.

- **Giorgi A., Mingozi M., Madeo M., Speranza G., & Cocucci M. (2009).** Effect of nitrogen starvation on the phenolic metabolism and antioxidant properties of yarrow (*Achillea collina* Becker ex Rchb.). *Food Chemistry*. 114(1), 204-211.
- **Goreaud F. 2000.** Apports de l'analyse de la structure spatiale en forêt tempérée à l'étude et la modélisation des peuplements complexes. Thèse de doctorat en Sciences forestières. ENGREF. 362p.
- **Greenway H. & Munns R. (1980).** Mechanisms of salt tolerance in nonhalophytes. *Annu. Rev. Plant Physiol.* 31, 149-190.
- **Guillaume D. & Charrouf Z. (2005).** Saponines et métabolites secondaires de l'arganier (*Argania spinosa*). *Cahiers Agricultures*. 14 (6), 509-516.
- **Gulcin I., Alici H.A. & Cesur M. (2005).** Determination of in vitro antioxidant and radical scavenging activities of propofol. *Chem. Pharmaceut. Bull.* 53, 281-285.
- **Gutiérrez F., Arnaud T. & Garrido A. (2001).** Contribution of polyphénols to the oxidative stability of virgin olive oil. *J. Sci. Food Agri.* 81, 1-8.
- **Guyot S., Le Bourvellec N., Marnet N. & Drilleau J.F. (2002).** Procyanidins are the most abundant polyphenols in dessert apple et maturity. *L.WT.* 35, 289-291.
- **Hajlaoui H., Denden M. & El Ayeb N. (2009).** Differential responses of two maize (*Zea mays* L.) varieties to salt stress: Changes on polyphenols composition of foliage and oxidative damages. *Industrial Crops and Products*. 30, 144-151.
- **Halevy G. (1974).** Effects of gazelles and seed beetles (Bruchidae) on germination and establishment of *Acacia* species. *Isr.J. Bot.* 23, 120-126.
- **Halliwell B & Gutteridge J.M.C. (1999).** Free radicals in biology and medicine. 3<sup>rd</sup> Ed. Oxford University Press Oxford.
- **Hamia C. (2007).** Contribution à la composition et à l'étude chimique de l'huile du fruit de l'Arganier *Argania Spinosa* . Magister, 2007.
- **Hanson P.M., Yang R.Y., Wu J., Chen J.T., Ledesma D., Tsou S.C.S. & Lee T.C. (2004).** Variation for antioxidant activity and antioxidants in tomato. *J. Am. Soc. Hortic. Sci.* 129, 704-711.
- **Hatano T., Kagawa H., Yasuhara T., & Okuda T. (1988).** Two new flavonoids and other constituents in licorice root: their relative astringency and radical scavenging effects. *Chem. Pharma. Bull.* 36, 2090-2097.
- **Hayashi H. & Murata N. (1998).** Genetically engineered enhancement of salt tolerance in higher plants. In: Sato K., Murata N. (Ed.), *Stress Response of*



Photosynthetic Organisms: Molecular Mechanisms and Molecular Regulation. Elsevier, Amsterdam. 133-148.

- **He J., Xu Q., Wang M., Li C., Qian X., Shi Z., Liu Z.L. & Jiang H.B. (2012).** Oral Administration of Apigenin Inhibits Metastasis through AKT/P70S6K1/MMP-9 Pathway in Orthotopic Ovarian Tumor Model. *International Journal of Molecular Sciences*. 13 (6), 7271-7282.
- **Heim K.E., Tagliaferro A.R. & Bobilya D.J. (2002).** Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure-activity relationships. *J. Nutr. Biochem.* 13, 572-584.
- **Heller R., Esnault R. & Lance C. (1995).** *Physiologie végétale. 2. Développement.* 5<sup>ème</sup> Ed. MASSON, Paris.
- **Hilali M., Charruf M. & Soulhi A. (2005).** Influence of origin and extraction method on argan oil physico-chemical characteristics and composition. *J. Agric. Food Chem.* 53, 2081-2087.
- **Hosseini Mehr S.J., Azadbakht M., & Abadi A.J. (2008).** Protective effect of hawthorn extract against genotoxicity induced by cyclophosphamide in mouse bone marrow cells, *Environ. Toxicol. Pharmacol.* 25, 51-56.
- **Huang D., Ou B. & Prior R.L. (2005).** The chemistry behind antioxidant capacity assays. *J. Agric. Food Chem.* 53, 1841-1856.
- **Ignat I., Volf I. & Popa V.I. (2011).** A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food Chem.* 126, 1821-1835.
- **Imlay J.A. & Linn S. (1988).** DNA damage and oxygen radical toxicity. *Science.* 240, 1302-1309.
- **Ishige K., Schubert D. & Sagara Y. (2001).** Flavonoids protect neuronal cells from oxidative stress by three distinct mechanisms. *Free Radic. Biol. Med.* 30, 433-446.
- **Jelali N., M'sehli W., Dell'orto M., Abdely C., Gharsalli M. & Zocchi G. (2010).** Changes of metabolic responses to direct and induced Fe deficiency of two *Pisum sativum* cultivars. *Env. Exp. Bot.* 68 (3), 238-246.
- **Jeong-Ho Lim, Kee-Jai Park, Bum-Keun Kim, Jin-Woong Jeong & Hyun-Jin Kim. (2012).** Effect of salinity stress on phenolic compounds and carotenoids in buckwheat (*Fagopyrum esculentum* M.) sprout. *Food Chemistry.* 135, 1065-1070.
- **Jianxiong Yang, Juan Guo & Jiangfeng Yuan. (2008).** In vitro antioxidant properties of rutin. *LWT.* 41, 1060-1066.

- **Joguet N. & Maugard T. (2013).** Characterization and quantification of phenolic compounds of *Argania spinosa* leaves by HPLC-PDA-ESI-MS analyses and their antioxidant activity. *Chemistry of Natural Compounds*. 48 (6), 1069-1071.
- **Joliveau T. (1995).** Gestion environnementale et information sur le milieu naturel dans les parcs naturels régionaux français. Rencontre internationale sur la cartographie pour la gestion des espaces naturels. 13-17 novembre 1995 Saint- Etienne (France). 41-49.
- **Joliveau T. (1994).** Questions à propos des SIG, Journées de réflexions sur les Systèmes d'Information Géographique (S.I.G.) au sein des Parcs Naturels Régionaux, Saint-Etienne, CRENAM, Université Jean Monnet. 8p.
- **Judde A. (2004).** Prévention de l'oxydation des acides gras dans un produit cosmétique: mécanisme, conséquences, moyens de mesure, quels antioxydants pour quelles applications. *Cl. 11 (6)*, 415-418.
- **Karray-Bouraoui N., Hamrouni-Maâzoul H., Rabhi M., Harbaoui F., Attia H., Oueslati S., Ksouri R. & Lachaâl M. (2010).** Enzymatic and non-enzymatic antioxidant responses of two *Mentha pulegium* provenances to salt stress. *J. Med. Plants Res.* 4 (23), 2518-2524.
- **Kechairi R. & Lakhdari I. (2002).** Contribution à l'étude de l'arganier *Argania spinosa* (L.) Skeels. Essais de multiplication par semis au laboratoire Mascara. Thèse Ing. D'Etat en Biologie. Option: E.V.E. C.U.Mascara. 67p
- **Khallouki F., Younos C. & Soulimani R. (2003).** Argan oil (Morocco) with its unique profile of fatty acids, sterols, squalene, tocopherols and phenolic antioxidant should confer cancer chemo-preventive activities. *Eur. J. Cancer Prev.* 16, 67-75.
- **Khanbabaee K. & Ree T.V. (2001).** Tannins: classification and definition. *Nat. Prod. Rep.* 18, 641-649.
- **Khay M. (1989).** Traitement sylvicoles et aménagement. In : formation forestière continue, thème, Arganier. Station de recherches forestières. Rabat le 13-17 Mars 1989. Pp : 59-65.
- **Kim H. J., Fonseca J. M., Choi J. H., Kubota C. & Kwon D. Y. (2008).** Salt in irrigation water affects the nutritional and visual properties of romaine lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 56 (10), 3772-3776.

- **Kim H.J., Chen F., Wang X. & Choi J.H. (2006).** Effect of methyl jasmonate on phenolics, isothiocyanate, and metabolic enzymes in radish. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 54, 7263-7269.
- **Kohen R. & Nyska A. (2002).** Oxidation of biological systems: oxidative stress phenomena, antioxidants, redox reactions, and methods for their quantification. *Toxicol. Pathol.* 30, 620-650.
- **Kohlstock N. & Lockow K. W. (1981).** Statistical studies on the risk of storm damage in efficiently tended young Scots pine stands. *Beitrage fur die Forstwirtschaft*. 15, 1-7.
- **Kohno Y., Egawa Y. & Itoh S. (1995).** Kinetic study of quenching reaction of singlet oxygen and scavenging reaction of free radical by squalene in n-butanol. *Biochim. Biophys. Acta*. 1256, 52-56.
- **Koleva I.I., Teris A.B., Jozef P.H., Linssen A.G. & Lyuba N.E. (2002).** Screening of plant extracts for antioxidant activity: a comparative study on three testing methods. *Phytochem. Anal.* 13, 8-17.
- **Ksouri R., Falleh H., Megdiche W., Trabelsi N., Hamdi B., Chaieb K., Bakhrouf A., Magné C. & Abdelly C. (2009).** Antioxidant and antimicrobial activities of the edible medicinal halophyte *Tamarix gallica* L and related polyphenolic constituents. *Food Chem. Toxicol.* 47, 2083-2091.
- **Ksouri R., Megdiche W., Falleh H., Trabelsi N., Boulaaba M., Smaoui A. et al. (2008).** Influence of biological, environmental and technical factors on phenolic content and antioxidant activities of Tunisian halophytes. *Comptes Rendues Biologies*. 331(11), 865-873.
- **Ksouri R., Megdiche W., Debez A., Falleh H., Grignon C. & Abdelly C. (2007).** Salinity effects on polyphenol content and antioxidant activities in leaves of the halophyte *Cakile maritima*. *Plant Physiology and Biochemistry*. 45, 244-249.
- **Labbé S. & Rouzet C. (1997).** SIG en " multi-partenariat ", mobiliser les acteurs et partager les données, in *Revue Internationale de Géomatique*. 7, 279-295.
- **Laperche V. & Mossman J.R. (2004).** Protocole d'échantillonnage des sols urbains pollués par du plomb, RP-52928-FR, Doc PDF.
- **Larwanou M & Saadou M. (2004).** Influence du régime de coupe sur la régénération de l'espèce *Acacia nilotica* (L.) Wild. dans une formation de bas-fonds (Forêt de Korop) au Niger. *Bulletin de la Recherche Agronomique du Bénin*. 46, 1-8.

- **Le Houerou H.N. (1968).** La désertification du Sahara septentrional et des steppes limitrophes (Libye, Tunisie, Algérie). *Ann.alg.Géogr.* 6, 50-30.
- **Lewalle J. (1991).** L'arganier un arbre exceptionnel. *Magazine royale Air Maroc.* 53, 12-14.
- **Levitt J. (1980).** Responses of Plant to Environmental Stress Chilling, Freezing and High Temperature Stresses. 2<sup>nd</sup> edi. Levitt, J. (ed.). Academic Press, New York, NY.
- **Li H.Y., Hao Z.B., Wanga X.L., Huang L. & Li J.P. (2009).** Antioxidant activities of extracts and fractions from *Lysimachia foenum-graecum* Hance. *Bioresource Technology.* 100, 970-974.
- **Lin J.K. & Weng M.S. (2006).** Flavonoids as nutraceuticals. In: Grotewold, E. (Ed.), *The Science of Flavonoids.* Springer, New York (USA), 213-238.
- **Long G. (1974).** Diagnostic phytoécologique et aménagement de territoire, centre nationale de la recherche scientifique, Edit. Masson & Cle. Editeur. Paris. 237p.
- **Longstreth D.J. & Nobel P.S. (1979).** Salinity effects on leaf anatomy. *Plant Physiol.* 63, 700-703.
- **Luo X.D., Basile M.J. & Kennelly E.J. (2002).** Polyphenolic antioxidants from the fruits of *Chrysophyllum cainito* L. (star apple). *Journal of Agriculture and Food Chemistry.* 50, 1379-1382.
- **Macheix J.J., Fleuriet A., Jay-Allemand C. (2005).** Les composés phénoliques des végétaux, un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. Presses polytechniques et universitaires romandes. Lausanne, 192p.
- **Macheix J.J., Fleuriet A., Jay-Allemand C. (2006).** Dans P. Sarni-Manchado, V. Cheynier, *Les polyphénols en agroalimentaire,* Lavoisier, Editions Tec & Doc.
- **Maisuthisakul P., Suttajit M., Pongsawatmanit R. (2007).** Assessment of phenolic content and free radical-scavenging capacity of some Thai indigenous plants. *Food Chemistry,* 4, 1409–1418.
- **Mangin G. (1990).** La culture *in vitro* de l'arganier. Unité pré développement *in vitro,* I.N.R.A.
- **Materska M., Perucka I. (2005).** Antioxidant activity of the main phenolic compounds isolated from hot pepper fruit (*Capsicum annuum* L.). *J. Agric.Food Chem.* 53(5), 1750-1756.

- **Mau J.L., Chang C.N., Huang S.J., Chen C.C. (2004).** Antioxidant properties of methanolic extracts from *Grifola frondosa*, *Morchella esculenta* and *Termitomyces albuminosus mycelia*. *Food Chem.* 87: 111-118.
- **Mazars C., Bourque C., Mithöfer A., Pugin A., Ranjeva R. (2008).** Calcium homeostasis in plant cell nuclei. *New Phytologist* (2008) doi: 10.1111/j.1469-8137.2008.02680.x.
- **McElhinny C., Gibbons P., Brack C., Bauhus J. (2005).** Forest and woodland stand structural complexity: Its definition and measurement. *Forest Ecology and Management* 218 (1-3), 1-24.
- **M'hirit O. (1987).** L'arganier, une espèce fruitière, forestière à usages multiples des zones arides méditerranéens. *Inst. Agr. Médit*, 20 p., Saragosse.
- **M'hirit O., Benzyane M., Benchekroune F., El yousfi S., Bendaanoun M. (1998).** L'arganier une espèce fruitière forestière à usage multiples, Pierre Mardaga Edit., Belgique, 11-54.
- **Miloudi A. (2006).** Les réponses physiologiques et biochimiques de l'arganier (*Argania Spinosa* (L.)Skeels) aux facteurs abiotiques naturels. Thèse de Doctorat, Institut de Biologie, Université d'Oran (Es – Sénia), 100p.
- **Mokhtari M. (2002).** Production rapide de plants d'arganier Aptés à la transplantation. Laboratoire d'écophysiologie végétale, Institut agronomique et vétérinaire Hassan II, Agadir. Bull. d'information et de liaison du PNTTA, n° 95. 4p.
- **Montserrat Duenas, Susana González-Manzano, Ana González-Paramás, Celestino Santos-Buelga. (2010).** Antioxidant evaluation of *O*-methylated metabolites of catechin, epicatechin and quercetin. *J. Pharm. Biomed. Anal.* 51, 443-449.
- **Moor J., Liu J.G., Zhou K., Liangli Y. (2006).** Effects of genotype and environment on the antioxidant properties of hard wheat bran. **J. Agric. Food Chem.** 54 : 5313-5322.
- **Morsli A. (1999).** Essai de vitropropagation de l'arganier : *Argania spinosa* (L.) Skeels à partir de vitrosemis. Thèse de magister, protection de la nature, INA, 89 p.
- **Navarro J.M., Flores P., Garrido C., Martinez V. (2006).** Changes in the contents of antioxidants compounds in pepper fruits at different ripening stages, as affected by salinity. *Food Chem.* 96, 66-73.

- **Neffati M., Sriti J., Hamdaoui G., Kchouk M.E., Marzouk B. (2011).** Salinity impact on fruit yield, essential oil composition and antioxidant activities of *Coriandrum sativum* fruit extracts. *Food Chemistry*. 124, 221–225.
- **Negro C., Tommasi L., Miceli A. (2003).** Phenolic compounds and antioxidant activity from red grape marc extracts. *Bioresource Technology*. 87, 41–44.
- **Nouaim R., Chaussod R., EL Aboudi A., Schnabel C. (1991).** L'arganier : essai de synthèse des connaissances sur cet arbre. *Physiologie des arbres et arbustes des zones arides et semi-arides*, Groupe d'étude de l'arbre, Edit. Paris, 1 – 16.
- **Nouaim R., Chaussod R., EL Aboudi A., Schnabel C., Peltier J.P. (1991).** L'arganier : essai de synthèse des connaissances sur cet arbre. In: *Physiologie des arbres et arbustes en zones arides et semi-arides*. Groupe d'étude de l'arbre (Paris), pp 373-388.
- **Nouaim R., Chaussod R. (1992).** L'arganier (*Argania spinosa* (L.) Skeels), *le flamboyant bulletin de liaison des membres du réseau*, arbres tropicaux N° 21 Mars 1992.
- **Nouaim R. (1994).** Microbial ecology of soils arganeraies (SW Morocco): Activities and microbiological soil endomycorrhizal role in the growth and nutrition of Argan. In : *Thèse de doctorat Es sciences, Fac. Sci. Agadir. Maroc.* pp.193.
- **Nouaim R., Chaussod R. (1994).** Mycorrhizal dependency of two clones of micropropagated Argan tree (*Argania spinosa*) Growth and biomass production, *Agroforestry Systems*, (27): 53-65.
- **Noumi Z., Ouled Dhaou F., Abdallah B., Touzard and Chaieb M. (2010).** *Acacia tortilis* subsp. raddiana in the North african arid zone: the obstacles to natural regeneration. *Acta. Bot. Gallica*. 157 (2): 231-240.
- **Oliver C.D., Larson B.C. (1996).** *Forest Stand Dynamics*. McGraw-Hill, New York, 520 p.
- **Ou S., Kwok K.C. (2004).** Ferulic acid: Pharmaceutical functions, preparation and applications in foods. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 84 (11): 1261–1269.
- **Oueslati S., Trabelsi N., Boulaaba M., Legault J., Abdelly C., Ksouri R. (2012).** Evaluation of antioxidant activities of the edible and medicinal *Suaeda* species and related phenolic compounds. *Industrial Crops and Products*. 36, 513-518.

- **Owen R.W., Giacosa A., Hull W.E., Haubner R., Spiegelhalder B., Bartsch H. (2000).** The antioxidant/anticancer potential of phenolic compounds isolated from olive oil. *European Journal of Cancer*. 36 1235–1247.
- **Oyaizu M. (1986).** Studies on products of the browning reaction prepared from glucose amine. *Jap. J. Nut.* 44: 307-315.
- **Parida A., Das A.B., Das P. (2002).** NaCl stress causes changes in photosynthetic pigments, proteins and other metabolic components in the leaves of a true mangrove, *Bruguiera arviiflora*, in hydroponic cultures. *J. Plant Biol.* 45, 28-36.
- **Parida A.K., Das A.B., Sanada Y. & Mohanty P. (2004).** Effects of salinity on biochemical components of the mangrove, *Aeceras corniculatum*. *Aquat. Bot.* 80, 77-87.
- **Parida A.K & Das A.B. (2005).** Salt tolerance and salinity effects on plants: A. Rev. *Ecotoxicol. environ. Saf.* 60, 324-349.
- **Peltier J.P., Carlier G., EL Aboudy A., Doche B. (1990).** Evolution journalière de l'état hydrique des feuilles d'Arganier (*Argania spinosa* (L.) Skeels) sous bioclimat océanique (plaine du Souss, Maroc). *Acta aecologica*, (5), 643-668.
- **Peltier J. P., EL Aboudi A., Carlier G., Doche B. (1992).** Potentiel hydrique et conductance stomatique des feuilles d'arganier (*Argania spinosa* (L.) Skeels) en début et en cours de la saison sèche dans le Souss (Maroc occidental). *Bull. Ecol.*, t. 23 (1-2), 5 – 16.
- **Pommerening A. (2002).** Approaches to quantifying forest structures. *Forestry* 75(3), 305-324.
- **Prieto P., Pineda M., Aguilar M. (1999).** Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex: Specific application to the determination of vitamin E. *Anal. Biochem.* 269: 337-341.
- **Radi N. (2003).** L'Arganier arbre du sud-ouest marocain, en péril à protéger. Thèse de Doctorat en pharmacie, université de Nantes, faculté de pharmacie, 55p.
- **Rahmani M. (1985).** La connaissance de l'huile d'Argan. Mémoire de 3ème Cycle, I.A V. Hassan II, Rabat.
- **Rahmani M. (2005).** Composition chimique de l'huile d'argane « vierge ». *Cahiers Agricultures*. 14 (5), 461-465.
- **Rahmoune C., Ben Naceur M., Cheikh-M'Hamed H., Maalam S. (2008).** Les indicateurs précoces de tolérance à la salinité chez les blés durs. p.151. *Biotech2008*.

XIes Journées Scientifiques du réseau "Biotechnologies végétales / Amélioration des plantes et sécurité alimentaire" de l'Agence universitaire de la Francophonie. 30 juin-3 juillet 2008, Agrocampus Rennes. Rennes, France. 215 p.

- **Rainha N., Koci K., Varela Coelho A., Lima E., Baptista J., Fernandes-Ferreira M. (2013).** HPLC–UV–ESI-MS analysis of phenolic compounds and antioxidant properties of *Hypericum undulatum* shoot cultures and wild-growing plants. *Phytochem.* 86, 83-91.
- **Rameau J.C., Dumé G. (2008).** Flore forestière française : guide écologique illustré, Forêt privée française. p255.
- **Rammal H., Bouayed J., Younos C., Soulimani R. (2009).** Notes ethnobotanique et phytopharmacologique d'*Argania spinosa* L. *Phytothérapie.* 7, 157–160.
- **Rao C.V., Newmark H.L., Reddy B.S. (1998).** Chemopreventive effect of squalene on colon cancer. *Carcinogenesis.* 19, 287-290.
- **Razali N., Mat-Junit S., Abdul-Muthalib F.A., Subramaniam S., Abdul-Aziz A. (2012).** Effects of various solvents on the extraction of antioxidant phenolics from the leaves, seeds, veins and skins of *Tamarindus indica* L. *Food Chemistry.* 131 (2): 441–448.
- **Richter J. (1975).** Gale damage to Spruce in the Sauerland. *Forstund Holzwirt.* 30, 106-108.
- **Riedacker A., Dreyer E., Pafadnam C., Joly H., Bory G. (1990).** Physiologie des arbres et arbustes des zones arides et semi-arides. Groupe d'étude de l'Arbre. Observatoire du Sahara et du Sahel. Séminaire. Paris, 373 – 465.
- **Rieuf P. (1962).** Les Champignons de l'arganier. Les Cahiers de la Recherche Agronomique, INRA, Rabat, n°15. Pp : 8-25.
- **Rouhi R. (1991).** Anatomie de l'arganier (*Argania spinosa* (L.) Skeels). In : colloque international sur l'arganier. Agadir. Pp, 100 – 103.
- **Sahreen S., Khan M.R., Khan R.A. (2010).** Evaluation of antioxidant activities of various solvent extracts of *Carissa opaca* fruits. *Food Chem.* 122, 1205-1211.
- **Sauvage. 1963.** Le coefficient pluviométrique d'Emberger : son utilisation et la représentation graphique de ses variations au Maroc. *Ann. Sér. Phys. Du Globe et de la Météo.*, Inst. Sc. Chérifien 20 : 11-23.
- **Sciancalepore V. (1998).** Utet Olive oil wine and milk industries (155-166). Turin, Italy.



- **Sheehan P.G., Lavery P.B., Walsh B.M. (1982).** Thinning and salvage strategies in plantations prone to storm damage - case study of radiata pine plantations in the Ovens Valley, Victoria. *New Zealand Journal of Forestry Science*. 12(2), 269-280.
- **Sicard P. (1957).** Revue de l'arbre en Oranie (Organe de la société des amis de l'arbre), Bull. N° 20, Imprimerie Spéciale Aiglon Oran. 83p.
- **Singh S.C., Sinha R.P., Hader D.P. (2002).** Role of lipids and fatty acids in stress tolerance in cyanobacteria. *Acta Protozool.* 41, 297-308.
- **Souquet J.M., Labarbe B., Le Guerneve C., Cheynier V. & Moutounet M. (2000).** Phenolic composition of grape stems *J. Agric. Food Chem.* 48, 1076-1080.
- **Spies T.A., Franklin J.F. (1991).** The structure of natural young, mature, and old-growth Douglas-Fir forests in Oregon and Washington. In: Aubry K.B., Brookes M.H., Agee J.K., Anthony R.G., Franklin J.F., (Eds.). *Wildlife and Vegetation of Unmanaged Douglas-Fir Forests*. USDA Forest Service, Portland, Oregon. 91-109.
- **Spigno G., Tramelli L., De Faveri D. (2007).** Effects of extraction time, temperature and solvent on concentration and antioxidant activity of grape marc phenolics. *Journal of Food Engineering*. 81 (1): 200–208.
- **Stewart P. (1974).** Un nouveau Climagramme pour l'Algérie et son application au Barrage vert. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nors*, T. 65. Fasc. 1 et 2. Pp 239-252.
- **Subhasree B., Baskar R., Laxmi Keerthana R., Lijina Susan R., Rajasekaran P. (2009).** Evaluation of antioxidant potential in selected green leafy vegetables. *Food Chem.* 115(4), 1213-1220.
- **Sun B., Richardo-da-Silvia J.M., Spranger I. (1998).** Critical factors of vanillin assay for catechins and proanthocyanidins. *J. Agric. Food Chem.* 46:4267-4274.
- **Sun B., Spranger M.I. (2005).** Review: quantitative extraction and analysis of grape and wine proanthocyanidins and stilbenes. *Ciência Téc. Vitiv.* 20 (2), 59-89.
- **Sun T., Powers J.R., Tang J. (2007).** Evaluation of the antioxidant activity of *asparagus broccoli* and their juices. *Food Chemistry*. 105: 101-106.
- **Svensson J.S., Jeglum J.K. (2001).** Structure and dynamics of an undisturbed old-growth Norway spruce forest on the rising Bothnian coastline. *Forest Ecology and Management* 151, 67-79.
- **Tardat Henry M., Beaudry J.P. (1984).** *Chimie des eaux*, Edition le griffon d'argile, I.N.C, Québec, Canada.

- **Tattini M., Remorini D., Pinelli P., Agati G., Saracini E., Traversi M.L., Massai R. (2006).** Morpho-anatomical, physiological and biochemical adjustments in response to root zone salinity stress and high solar radiation in two Mediterranean evergreen shrubs, *Myrtus communis* and *Pistacia lentiscus*. *New. Phytol.* 170, 779–794.
- **Taylor L.P., Grotewold E. (2005).** Flavonoids as developmental regulators. *Curr. Opin. Plant Biol.* 8(3), 317-323.
- **Tazi M.R., Berrichi A., Halouf B. (2003).** Sketch map of the area of the argan tree *Argania spinosa* (L.) Skeels in north-eastern Morocco. In : Bulletin de l'Institut scientifique n°25. Rabat, section Sciences de la vie. 53-55.
- **Temesgen H., Gadow K.V. (2004).** Generalised height-diameter models-an application for major tree species in complex stands of interior British Columbia. *European Journal of Forest Research* 123, 45-51.
- **Thierry L. (1987).** L'arganier au Maroc : sa description, ses méthodes de multiplication et son application en reforestation. Thèse d'ingénieur technique, Institut provençal d'enseignement supérieur agronomique et technique, 183p.
- **Tomasi N., Weisskopf L., Renella G., Landi L., Pinton R., Varanini Z., Nannipieri P., Torrent J., Martinoia E., Cesco S. (2008).** Flavonoids of white lupin roots participate in phosphorus mobilization from soil. *Soil Biol. Biochem.* 40 (7), 1971-1974
- **Toor R.K., Savage G.P., Lister C.E. (2006).** Seasonal variations in the antioxidant compositions of greenhouse grown tomatoes. *J. Food Compos. Anal.* 19, 1-10.
- **Tourret V. (1989).** Les enseignements sylvicoles tirés de la tempête bretonne et normande du 15 octobre 1987. *Forêt Entreprise.* 60, 23-28.
- **Touzet G. (1983).** Windthrows in the Massif Central resulting from the storm of 6-8 November 1982. *Comptes-rendus des Séances de l'Académie d'Agriculture de France.* 69, 722-732.
- **Trabelsi N, Megdiche W, Ksouri R, Falleh H, Oueslati S, Bourgou S, Hajlaoui H, Abdelly C. (2010).** Solvent effects on phenolic contents and biological activities of the halophyte *Limoniastrum monopetalum* leaves. *LWT* 43(4): 632-639.
- **Tuffery C. (1997).** Les SIG dans les entreprises (collection géomatique). Ed. Lavoisier. 128p.

- **Turkkan B., Ozyurek M., Bener M., Guçlu K., Apak R. (2012).** Synthesis, characterization and antioxidant capacity of naringenin-oxime. *Spectrochim. Acta, Part A.* 85, 235-240.
- **Tybirk K. (1991).** Regeneration of woody legumes in Sahel, AAU Report vol.27, Aarhus Univ. Press, Aarhus, Denmark.pp. 1-81.
- **Van Der Bergh. (1889).** L'arganier ou arbre à huile du Maroc. *Buul. Soc. Nat. Acclim. France.* 36, 397-399.
- **Victor P. (1917).** Le Maroc géographie. Histoire, mise en valeur. Ed. Colin. 63p.
- **Vincent R. (2006).** Recherche et étude de marqueurs moléculaires de la réponse au stress chez l'algue brune *Laminaria digitata*. Thèse de doctorat. Biologie. Université de Rennes 1. 237pp.
- **Vingering N., Oseredczuk M., Du Chaffaut L., Ireland J., Ledoux M. (2010).** Fatty acid composition of commercial vegetable oils from the French market analysed using a long highly polar column. *OCL, Oleagineux Corps Gras Lipides.* 17, 185-192.
- **Vinocur B., Altman A. (2005).** Recent advance in engineering plant tolerance to abiotic stress: achievements and limitations. *Current Opinion in Biotechnology* 16, 123-132.
- **Wang Y., Nil N. (2000).** Changes in chlorophyll, ribulose biphosphate carboxylase–oxygenase, glycine betaine content, photosynthesis and transpiration in *Amaranthus tricolor* leaves during salt stress. *J. Hortic. Sci. Biotechnol.* 75, 623-627.
- **Wattier R. (1917).** Note on the argan tree of Morocco. International Colonial Exposition. Paris 1931. 57p. University of Sidi-bel-Abbes. 120.
- **Winterhoff B., Schonfelder E., Heiligmann Brauer G. (1995).** *Storm damage in Hesse in spring 1990.* Hessische Forstliche Versuchsanstalt, Hessische Landesanstalt für Forsteinrichtung, Waldforschung und Waldökologie. 176 p.
- **Wu J.L., Seliskar D.M., Gallagher J.L. (1998).** Stress tolerance in the marsh plane *Spartina patens*: impact of NaCl on growth and root plasma membrane lipid composition. *Physiol. Plant.* 102, 307-317.
- **Xia E.Q., Deng G.F., Guo Y.J., Li H.B. (2010).** Biological Activities of Polyphenols from Grapes. *Int. J. Mol. Sci.* 11, 622-646
- **Xie Z., Duan L., Tian X., Wang B.A., Eneji A.E., Li, Z. (2008).** Coronatine alleviates salinity stress in cotton by improving the antioxidative defence system and radical-scavenging activity. *Journal of Plant Physiology.* 165, 375–384.

- **Xingping Dai, Qiong Huang, Boting Zhou, Zhicheng Gong, ZhaoqianLiu, Shuyun Shi. (2013).** Preparative isolation and purification of seven main antioxidants from *Eucommia ulmoides* Oliv. (Du-zhong) leaves using HSCCC guided by DPPH-HPLC experiment. Food Chem. 139, 563-570.
- **Zarnoch S.J., Bechtold W.A., Stolte K.W. (2004).** Using crown condition variables as indicators of forest health. Revue canadienne de recherche forestière. 34 (5), 1057-1070, 10.1139/x03-277.
- **Zenner E.K. (2000).** Do residual trees increase structural complexity in Pacific Northwestconiferous forests? Ecological Applications 10, 800-810.
- **Zhu J.K. (2002).** Salt and drought stress signal transduction in plants. An. Rev. Of Plant B ol. 53: 247-73.

*Annexe*

## ANNEXE I : Dosage des phénols et activités antioxydantes des feuilles et fruits

**Tableau.01.** Polyphénols totaux des feuilles des trois points pour chaque solvant d'extraction

<b>Acétate d'éthyle</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	1,643	1,591	1,558	1,597	532,44	10,65
T-ST	0,36	0,339	0,385	0,361	120,44	2,41
E-ST	0,255	0,300	0,33	0,295	98,33	1,97
<b>Méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	0,691	0,749	0,723	0,721	240,33	48,07
T-ST	1,155	1,169	1,153	1,159	386,33	77,27
E-ST	0,417	0,457	0,472	0,449	149,56	29,91
<b>Eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	0,359	0,360	0,350	0,356	118,78	14,25
T-ST	0,845	0,877	0,897	0,873	291,00	34,92
E-ST	0,125	0,132	0,146	0,134	44,78	5,37

**Tableau.02.** Flavonoïdes des feuilles des trois points pour chaque solvant d'extraction

<b>Acétate d'éthyle</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,597	0,428	0,386	0,470	150,78	3,02
T-ST	0,180	0,110	0,162	0,151	44,22	0,88
E-ST	0,183	0,117	0,177	0,159	47,00	0,94
<b>Méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,397	0,420	0,374	0,397	126,33	12,63
T-ST	0,644	0,644	0,641	0,643	208,33	20,83
E-ST	0,204	0,195	0,192	0,197	59,67	5,97
<b>Eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,152	0,14	0,139	0,144	41,89	2,51
T-ST	0,435	0,475	0,433	0,448	143,22	8,59
E-ST	0,195	0,205	0,194	0,198	60,00	3,60

**Tableau.03.** Tanins Condensés des feuilles des trois points pour chaque solvant d'extraction

<b>Acétate d'éthyle</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,074	0,095	0,096	0,088	23,44	0,47
T-ST	0,055	0,039	0,039	0,044	8,78	0,18
E-ST	0,031	0,023	0,049	0,034	5,44	0,11
<b>Méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,388	0,462	0,399	0,416	132,78	1,33
T-ST	1,543	1,629	1,660	1,611	530,89	5,31
E-ST	0,150	0,168	0,150	0,156	46,00	0,46
<b>Eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,387	0,405	0,326	0,373	118,22	1,18
T-ST	0,799	1,012	0,798	0,870	283,89	2,84
E-ST	0,104	0,118	0,094	0,105	29,11	0,29

**Tableau.04.** Activité antioxydante totale des feuilles des trois points pour chaque solvant d'extraction

<b>Acétate d'éthyle</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	1,182	1,242	1,285	1,236	412,11	8,24
T-ST	0,676	0,749	0,469	0,631	210,44	4,21
E-ST	0,421	0,498	0,551	0,490	163,33	3,27
<b>Méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	0,875	0,882	0,87	0,876	291,89	58,38
T-ST	1,215	1,287	1,262	1,255	418,22	83,64
E-ST	0,698	0,563	0,631	0,631	210,22	42,04
<b>Eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	0,254	0,295	0,254	0,268	89,22	10,71
T-ST	1,108	1,209	1,126	1,148	382,56	45,91
E-ST	0,132	0,162	0,187	0,160	53,44	6,41

**Tableau.05.** Test DPPH des feuilles des trois points pour l'extrait méthanolique

<b>P-ST méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>PI(%)</b>
5	0,312	0,332	0,338	0,327	0,13	13,40
10	0,269	0,274	0,273	0,272	0,28	28,04
15	0,205	0,195	0,183	0,194	0,49	48,59
30	0,060	0,063	0,075	0,066	0,83	82,54
60	0,023	0,024	0,022	0,023	0,94	93,92
<b>T-ST méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>PI (%)</b>
1	0,267	0,213	0,229	0,240	0,15	15,29
5	0,180	0,188	0,187	0,190	0,34	33,69
10	0,080	0,061	0,061	0,070	0,76	75,87
25	0,033	0,035	0,039	0,040	0,87	87,22
50	0,030	0,032	0,033	0,030	0,89	88,65
75	0,029	0,030	0,021	0,030	0,90	90,44
100	0,026	0,005	0,035	0,020	0,92	92,11
<b>E-ST méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>PI(%)</b>
5	0,362	0,367	0,364	0,364	0,036	3,616
10	0,308	0,309	0,321	0,312	0,172	17,284
15	0,293	0,296	0,275	0,288	0,238	23,810
30	0,165	0,172	0,172	0,169	0,551	55,115
60	0,066	0,056	0,071	0,064	0,830	82,981



**Tableau.06.** Test DPPH des feuilles des trois points pour l'extrait aqueux

<b>P-ST eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>PI(%)</b>
2,5	0,249	0,245	0,24	0,245	0,05	5,17
5	0,206	0,204	0,205	0,205	0,21	20,54
10	0,208	0,198	0,202	0,203	0,21	21,45
15	0,204	0,202	0,200	0,202	0,22	21,71
30	0,189	0,175	0,195	0,186	0,28	27,78
50	0,412	0,430	0,422	0,421	0,27	27,48
100	0,395	0,409	0,426	0,410	0,29	29,43
200	0,410	0,409	0,410	0,410	0,29	29,49
300	0,388	0,419	0,390	0,399	0,31	31,33
<b>T-ST eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>PI(%)</b>
2,5	0,247	0,247	0,233	0,240	0,06	6,07
5	0,448	0,415	0,552	0,470	0,23	23,06
10	0,188	0,194	0,193	0,190	0,26	25,71
15	0,163	0,183	0,191	0,180	0,31	30,62
30	0,144	0,186	0,198	0,180	0,32	31,78
60	0,201	0,187	0,133	0,170	0,33	32,69
90	0,168	0,163	0,178	0,170	0,34	34,24
100	0,150	0,143	0,147	0,150	0,43	43,15
150	0,215	0,345	0,383	0,310	0,49	48,72
200	0,273	0,296	0,301	0,290	0,53	52,69
<b>E-ST eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>PI(%)</b>
2,5	0,278	0,299	0,243	0,273	0	0
5	0,246	0,235	0,236	0,239	0,07	7,36
10	0,211	0,234	0,199	0,215	0,17	16,80
15	0,191	0,192	0,218	0,200	0,22	22,35
30	0,201	0,185	0,195	0,194	0,25	24,94
60	0,176	0,171	0,205	0,184	0,29	28,68
90	0,190	0,194	0,159	0,181	0,30	29,84
100	0,281	0,288	0,298	0,289	0,53	52,85
150	0,222	0,211	0,287	0,240	0,61	60,85
200	0,221	0,227	0,236	0,240	0,61	60,85

**Tableau.07.** Test du pouvoir réducteur du fer des feuilles des trois points pour l'extrait méthanolique

<b>P-ST méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>
60	0,128	0,121	0,124	0,124
120	0,196	0,199	0,216	0,204
150	0,262	0,247	0,261	0,257
200	0,318	0,324	0,316	0,319
300	0,467	0,470	0,453	0,463
400	0,576	0,571	0,560	0,569
<b>T-ST méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>
60	0,182	0,153	0,167	0,167
120	0,273	0,250	0,259	0,261
150	0,338	0,314	0,342	0,331
200	0,403	0,447	0,439	0,430
300	0,548	0,620	0,638	0,602
400	0,607	0,744	0,628	0,660
<b>E-ST méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>
60	0,121	0,109	0,105	0,112
120	0,136	0,125	0,144	0,135
150	0,164	0,159	0,110	0,144
200	0,226	0,208	0,178	0,204
300	0,284	0,276	0,275	0,278
400	0,371	0,354	0,358	0,361

**Tableau.08.** Test du pouvoir réducteur du fer des feuilles des trois points pour l'extrait aqueux

<b>P-ST eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>
100	0,230	0,230	0,234	0,231
200	0,350	0,372	0,369	0,364
300	0,617	0,615	0,616	0,616
<b>T-ST eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>
100	0,297	0,323	0,324	0,315
200	0,647	0,644	0,584	0,625
300	0,578	0,669	0,592	0,613
<b>E-ST eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>
100	0,201	0,211	0,205	0,206
200	0,302	0,323	0,326	0,317
300	0,394	0,413	0,416	0,408

**Tableau.09.** Test d'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène des feuilles des trois points pour l'extrait méthanolique

<b>P-ST méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>%</b>
500	0,210	0,248	0,215	0,224	0,053	5,29
1000	0,241	0,292	0,220	0,251	0,139	13,92
1500	0,328	0,291	0,213	0,277	0,224	22,44
2000	0,385	0,307	0,210	0,301	0,300	29,99
2500	0,476	0,468	0,305	0,416	0,674	67,42
<b>T-ST méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>%</b>
500	0,180	0,151	0,289	0,207	0	0
1000	0,232	0,149	0,256	0,212	0,014	1,40
1500	0,220	0,321	0,363	0,301	0,302	30,20
2000	0,462	0,448	0,487	0,466	0,834	83,39
2500	0,469	0,567	0,566	0,534	1,055	105,50
<b>E-ST méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>%</b>
500	0,437	0,206	0,440	0,361	0,495	49,51
1000	0,228	0,445	0,442	0,372	0,530	52,97
1500	0,306	0,422	0,452	0,393	0,600	59,98
2000	0,399	0,444	0,460	0,434	0,732	73,25
2500	0,433	0,446	0,450	0,443	0,761	76,05

**Tableau.10.** Test d'inhibition du blanchiment du  $\beta$ -carotène des feuilles des trois points pour l'extrait aqueux

<b>P-ST eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>%</b>
500	0,373	0,399	0,377	0,383	0,323	32,30
1000	0,436	0,421	0,416	0,424	0,484	48,38
1500	0,504	0,475	0,439	0,473	0,672	67,19
2000	0,571	0,570	0,560	0,567	1,039	103,89
2500	0,578	0,588	0,580	0,582	1,097	109,73
<b>T-ST eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>%</b>
500	0,411	0,394	0,357	0,387	0,340	33,98
1000	0,422	0,422	0,395	0,413	0,440	43,97
1500	0,452	0,455	0,411	0,439	0,542	54,22
2000	0,457	0,462	0,414	0,444	0,562	56,16
2500	0,500	0,469	0,472	0,480	0,702	70,17
<b>E-ST eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>	<b>CAL</b>	<b>%</b>
300	0,331	0,325	0,288	0,315	0,057	5,71
600	0,384	0,372	0,373	0,376	0,297	29,70
900	0,446	0,441	0,397	0,428	0,498	49,81
1200	0,534	0,427	0,421	0,461	0,625	62,52
1500	0,495	0,458	0,435	0,463	0,633	63,29

**Tableau.11.** Polyphénols totaux des fruits des trois points pour chaque solvant d'extraction

<b>Acétate d'éthyle</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	1,223	1,224	1,22	1,222	158,87	1,59
T-ST	1,156	1,157	1,15	1,154	149,42	1,49
E-ST	0,743	0,776	0,77	0,763	95,07	0,95
<b>Méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	0,868	0,86	0,827	0,852	107,38	10,74
T-ST	1,353	1,100	1,023	1,159	150,02	15,00
E-ST	0,728	0,729	0,736	0,731	90,63	9,06
<b>Eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	0,619	0,636	0,628	0,628	76,27	3,81
T-ST	0,355	0,35	0,348	0,351	37,85	1,89
E-ST	0,463	0,484	0,47	0,472	54,70	2,73

**Tableau.12.** Flavonoïdes des fruits des trois points pour chaque solvant d'extraction

<b>Acétate d'éthyle</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,433	0,441	0,45	0,441	128,16	1,28
T-ST	0,827	0,818	0,815	0,820	242,91	2,43
E-ST	1,040	1,070	1,065	1,058	315,13	3,15
<b>Méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,241	0,263	0,265	0,256	72,10	3,61
T-ST	0,332	0,337	0,352	0,340	97,56	4,88
E-ST	0,279	0,288	0,289	0,285	80,89	4,04
<b>Eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,800	0,82	0,825	0,815	241,39	2,41
T-ST	0,420	0,423	0,433	0,425	123,31	1,23
E-ST	0,653	0,641	0,646	0,647	190,38	1,90

**Tableau.13.** Tanins condensés des fruits des trois points pour chaque solvant d'extraction

<b>Acétate d'éthyle</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,117	0,129	0,118	0,121	31,19	0,31
T-ST	0,159	0,157	0,16	0,159	42,51	0,43
E-ST	0,150	0,148	0,145	0,148	39,17	0,39
<b>Méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,173	0,177	0,183	0,180	48,97	0,49
T-ST	0,352	0,352	0,354	0,353	101,29	1,01
E-ST	0,172	0,186	0,188	0,182	49,58	0,50
<b>Eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EC /gMS</b>
P-ST	0,104	0,103	0,105	0,104	25,94	0,26
T-ST	0,067	0,058	0,061	0,062	13,21	0,13
E-ST	0,087	0,079	0,08	0,082	19,27	0,19

**Tableau.14.** Activité antioxydante totale des fruits des trois points pour chaque solvant d'extraction

<b>Acétate d'éthyle</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	1,228	1,115	1,117	1,153	149,28	1,49
T-ST	1,107	1,070	1,072	1,083	139,51	1,40
E-ST	0,844	0,840	0,895	0,860	108,50	1,08
<b>Méthanol</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	1,126	1,132	1,123	1,127	145,63	14,56
T-ST	1,129	1,129	1,140	1,133	146,41	14,64
E-ST	1,165	1,168	1,145	1,159	150,12	15,01
<b>Eau</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>mg EA gall/gMS</b>
P-ST	0,930	0,935	0,936	0,934	118,77	5,94
T-ST	0,658	0,650	0,653	0,654	79,880	3,99
E-ST	0,870	0,877	0,808	0,852	107,38	5,37

**Tableau.15.** Test DPPH des fruits des trois points pour l'extrait acétate d'éthyle

<b>Acétate d'éthyle P-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>PI (%)</b>
100	0,198	0,239	0,223	0,220	0,090	29,03
150	0,160	0,162	0,163	0,162	0,148	47,85
200	0,116	0,106	0,100	0,107	0,203	65,38
250	0,080	0,080	0,097	0,086	0,224	72,37
300	0,065	0,060	0,038	0,054	0,256	82,47
<b>Acétate d'éthyle T-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>PI (%)</b>
50	0,305	0,303	0,312	0,307	0,039	11,37
100	0,247	0,245	0,238	0,243	0,103	29,67
150	0,196	0,191	0,187	0,191	0,155	44,70
200	0,147	0,140	0,144	0,144	0,202	58,48
250	0,112	0,112	0,111	0,112	0,234	67,73
300	0,090	0,093	0,096	0,093	0,253	73,12
<b>Acétate d'éthyle E-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>PI (%)</b>
300	0,222	0,228	0,228	0,226	0,076	25,17
400	0,204	0,203	0,196	0,201	0,101	33,44
500	0,163	0,164	0,165	0,164	0,138	45,70
600	0,155	0,157	0,157	0,156	0,146	48,23
700	0,115	0,110	0,111	0,112	0,190	62,91

**Tableau.16.** Test DPPH des fruits des trois points pour l'extrait méthanolique

<b>Méthanol E-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>PI (%)</b>
50	0,286	0,287	0,273	0,282	0,028	9,03
100	0,178	0,171	0,174	0,174	0,136	43,76
150	0,117	0,116	0,115	0,116	0,194	62,58
200	0,086	0,075	0,078	0,080	0,230	74,30
<b>Méthanol T-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>PI (%)</b>
100	0,185	0,175	0,187	0,182	0,142	43,72
200	0,099	0,100	0,099	0,099	0,225	69,34
300	0,055	0,054	0,056	0,055	0,269	83,02
<b>Méthanol P-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>PI (%)</b>
25	0,205	0,201	0,202	0,203	0,100	33,11
50	0,166	0,165	0,160	0,164	0,139	45,98
75	0,130	0,135	0,130	0,132	0,171	56,55
100	0,024	0,016	0,021	0,020	0,283	93,29

**Tableau.17.** Test DPPH des fruits des trois points pour l'extrait aqueux

<b>Eau E-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>PI (%)</b>
25	0,245	0,244	0,238	0,242	0,100	36,11
80	0,090	0,085	0,074	0,083	0,259	93,84
100	0,054	0,055	0,059	0,056	0,286	103,62
<b>Eau T-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>PI (%)</b>
5	0,251	0,257	0,250	0,253	0,089	26,12
25	0,140	0,149	0,140	0,143	0,199	58,19
80	0,053	0,052	0,055	0,053	0,289	84,41
100	0,045	0,043	0,004	0,031	0,312	91,08
<b>Eau P-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Moy</b>	<b>Cal</b>	<b>PI (%)</b>
5	0,283	0,280	0,295	0,286	0,040	12,27
25	0,140	0,145	0,147	0,144	0,182	55,83
80	0,071	0,066	0,080	0,072	0,254	77,81
100	0,045	0,043	0,004	0,031	0,296	90,64

**Tableau.18.** Test du pouvoir réducteur du fer des feuilles des trois points pour l'extrait acétate d'éthyle

<b>Acétate d'éthyle P-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>
500	0,427	0,433	0,430	0,430
700	0,577	0,575	0,570	0,574
900	0,798	0,783	0,783	0,788
<b>Acétate T-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>
300	0,160	0,199	0,196	0,185
500	0,280	0,289	0,285	0,285
800	0,486	0,511	0,493	0,497
1700	0,865	0,875	0,860	0,867
<b>Acétate d'éthyle E-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>
1200	0,282	0,286	0,285	0,284
1700	0,422	0,420	0,419	0,420
2200	0,589	0,591	0,559	0,580
2500	0,645	0,668	0,660	0,658

**Tableau.19.** Test du pouvoir réducteur du fer des feuilles des trois points pour l'extrait méthanolique

<b>Méthanol P-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>
900	0,187	0,177	0,178	0,181
1300	0,253	0,255	0,252	0,253
1500	0,286	0,280	0,283	0,283
1900	0,320	0,334	0,335	0,330
2500	0,611	0,609	0,608	0,609
<b>Méthanol T-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>
1000	0,356	0,350	0,355	0,354
1200	0,409	0,412	0,409	0,410
1500	0,530	0,535	0,532	0,532
<b>Méthanol E-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>
1200	0,344	0,352	0,344	0,347
1400	0,372	0,387	0,385	0,381
1600	0,472	0,470	0,471	0,471
1800	0,512	0,511	0,515	0,513

**Tableau.20.** Test du pouvoir réducteur du fer des feuilles des trois points pour l'extrait aqueux

<b>Eau P-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>
500	0,428	0,429	0,420	0,426
800	0,625	0,645	0,623	0,631
1700	1,031	1,046	1,057	1,045
<b>Eau T-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>
500	0,244	0,250	0,252	0,249
1000	0,392	0,377	0,394	0,388
1500	0,525	0,514	0,538	0,526
2000	0,674	0,614	0,706	0,665
<b>Eau E-ST</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>MOY</b>
600	0,263	0,267	0,265	0,265
1700	0,559	0,581	0,577	0,572
2200	0,677	0,683	0,684	0,681



## ANNEXE II : Analyse statistique (ANOVA à un facteur)

### ANOVA à un facteur contrôlé : polyphénols feuilles en fonction de salinité

Analyse de variance pour polyphen					
Source	DL	SC	CM	F	P
salinité	2	3426,56	1713,28	667,58	0,000
Erreur	6	15,40	2,57		
Total	8	3441,96			

IC individuel à 95% pour la moyenne Basé sur Ecart-type groupé					
Niveau	N	Moyenne	EcartType		
P-ST	3	48,067	1,933	(*)	
T-ST	3	77,280	0,601	(-*)	
E-ST	3	29,913	1,897	(-*)	

Ecart-type groupé = 1,602

30                      45                      60                      75

### ANOVA à un facteur contrôlé : flavonoïdes feuilles en fonction de salinité

Analyse de variance pour flavonoi					
Source	DL	SC	CM	F	P
salinité	2	332,856	166,428	790,13	0,000
Erreur	6	1,264	0,211		
Total	8	334,120			

IC individuel à 95% pour la moyenne Basé sur Ecart-type groupé					
Niveau	N	Moyenne	EcartType		
P-ST	3	12,633	0,765	(*)	
T-ST	3	20,837	0,058	(-*)	
E-ST	3	5,967	0,208	(*)	

Ecart-type groupé = 0,459

10,0                      15,0                      20,0

### ANOVA à un facteur contrôlé : Tannins Condensés en fonction de salinité

Analyse de variance pour tannins					
Source	DL	SC	CM	F	P
salinité	2	40,0817	20,0408	997,61	0,000
Erreur	6	0,1205	0,0201		
Total	8	40,2022			

IC individuel à 95% pour la moyenne Basé sur Ecart-type groupé					
Niveau	N	Moyenne	EcartType		
P-ST	3	1,3267	0,1343	(*)	
T-ST	3	5,3067	0,2026	(*)	
E-ST	3	0,4600	0,0346	(*)	

Ecart-type groupé = 0,1417

1,5                      3,0                      4,5

### ANOVA à un facteur contrôlé : DPPH en fonction de salinité

Analyse de variance pour DPPH

Source	DL	SC	CM	F	P
salinité	3	651,000	217,000	694,40	0,000
Erreur	8	2,500	0,313		
Total	11	653,500			

IC individuel à 95% pour la moyenne  
Basé sur Ecart-type groupé

Niveau	N	Moyenne	EcarType		
P-ST	3	15,500	1,000		(*)
Ref	3	11,500	0,000	(*)	
T-ST	3	6,500	0,000	(*)	
E-ST	3	26,500	0,500		(*)

Ecart-type groupé = 0,559      6,0      12,0      18,0      24,0

### ANOVA à un facteur contrôlé : Pouvoir Réducteur en fonction de salinité

Analyse de variance pour PR

Source	DL	SC	CM	F	P
salinité	3	270044	90015	786,16	0,000
Erreur	8	916	115		
Total	11	270960			

IC individuel à 95% pour la moyenne  
Basé sur Ecart-type groupé

Niveau	N	Moyenne	EcarType		
P-ST	3	332,00	7,81		(-*)
Asc	3	40,00	0,00	(*-)	
T-ST	3	239,00	19,92		(*)
E-ST	3	450,00	0,00		(-*)

Ecart-type groupé = 10,70      120      240      360

### ANOVA à un facteur contrôlé : $\beta$ -carotène en fonction de salinité

Analyse de variance pour B-carote

Source	DL	SC	CM	F	P
salinité	4	9588214	2397053	153,72	0,000
Erreur	10	155933	15593		
Total	14	9744147			

IC individuel à 95% pour la moyenne  
Basé sur Ecart-type groupé

Niveau	N	Moyenne	EcarType		
BHA	3	48,0	0,0		(--*-)
BHT	3	75,0	0,0		(-*-)
P-ST	3	2000,0	200,0		(--*-)
T-ST	3	1663,3	170,4		(--*-)
E-ST	3	863,3	94,5	(-*--)	

Ecart-type groupé = 124,9      0      700      1400      2100