



Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche  
Scientifique



Université de Mostaganem

Faculté des sciences de la nature et de la vie

Département de biologie

Laboratoire de Biodiversité et de Conservation des Eaux et des  
Sols

MEMOIRE

Présenté par

**Bounedjar Fatima et Fella Zahra**

En vue de l'obtention du

**Diplôme de master**

**En Phytotechnologies Appliquées aux Sols Pollués**

**Thème**

---

---

*Effet de l'interaction plomb-salinité sur les réponses morpho-  
physiologiques, biochimiques et biométriques du radis  
(*Raphanus Sativus* L.)*

---

---

Soutenu le .... / 09 / 2017, devant le jury composé de :

<b>Chibani Abdelwahab</b>	<b>Pr</b>	<b>Universitaire de Mostaganem</b>	<b>Président</b>
<b>Moghtit Ahmed</b>	<b>Mr</b>	<b>Universitaire de Mostaganem</b>	<b>Examineur</b>
<b>Naggaz Nour Elhouda</b>	<b>Mme</b>	<b>Universitaire de Mostaganem</b>	<b>Co-Encadreur</b>
<b>Reguieg Yssaad Houcine Abdelhakim</b>	<b>Pr</b>	<b>Universitaire de Mostaganem</b>	<b>Encadreur</b>

Année universitaire : 2016-2017

## Remerciements

Avant tout, Nous tenons à remercier Dieu, pour le courage, la patience et la bonne santé qu'il nous a donné afin de mener ce projet à terme.

Ce travail a été réalisé au laboratoire de Biodiversité et Conservation des Eaux et des Sols de l'Université L'INES de Mostaganem dirigé par Monsieur REGUIG H.A Responsable de la spécialité Phytotechnologie appliquée aux sols pollués.

Au premier lieu nous remercions le Professeur REGUIG H.A de nous donner la chance d'être parmi ses étudiants, et de nous avoir accueillis au sein de laboratoire, et également de mettre à notre disposition tous les moyens dont ils disposent. Et d'autre part nous le remercions d'avoir accepté de faire partie des jurys.

Par ailleurs, Nous remercions le responsable de la serre de Mazagran pour nous avoir donné l'accès à la serre expérimentale de l'ITA.

Et Par cette occasion aussi, nous présentons tout nous salutations chaleureuses à nos amis et toute les personnes qui nous ont apportés leur aide pour mener à bien ce travail, Nous pensons notamment à :

\*Les deux étoiles scintillantes Nebia et Zahia, Merci de nous avoir aidé, soutenu et supportée pendant les moments difficiles, mais aussi pour tous les bons moments partagés.

\*Nous saluons ici, du fond du cœur Nabila, pour nous avoir soutenu, motivé, et encouragé pendant la rédaction de notre mémoire.

\*Nous tenons à remercier les doctorant(e)s : NEGGAZ Nour Elhouda, MORTET Ahmed, GHAMNIA Youcef, Pour leur soutien et encouragement.

Fatima&Zahra

# *Dédicace*

## *A mes parents. A ma famille*

*Nulle dédicace n'est susceptible de vous exprimer ma profonde reconnaissance et mon immense gratitude pour tous les sacrifices que vous avez consentis pour mon éducation et mes études.*

*Puisse Dieu vous prêter bonne santé et longue vie afin que je puisse à mon tour, vous combler.*

## *A mes enseignants*

*Veillez trouver ici l'expression de mes profonds sentiments de respect pour le soutien que vous n'avez cessé de me porter.*

## *A tout (es) mes ami(e) s*

*Trouvez ici le témoignage d'une fidélité et amitié infinie*

*Pour vous tous Je dédie cet humble travail*

*Fatima*

# DEDICACE

*A la mémoire de mon père*

*A ma mère*

*A ma famille*

*A tous mes amis*

*A tous mes collègues*

*Zahra*

## Résumé

La pollution par le plomb est devenue un véritable problème menaçant nos écosystèmes, avec des effets préjudiciables sur la production végétale et sur la biodiversité. Le travail entrepris s'enregistre dans la perspective d'étudier le comportement morphologique, biométriques et physio- biochimique de la plante du radis (*Raphanus sativus* L.) pour approcher l'impact du stress salin et métaux lourds (plomb).

Les plantes du radis (*Raphanus sativus* L.) sont cultivées sous serre semi-contrôlée pendant 60 jours. L'arrosage a été effectué avec de l'eau distillée et la solution nutritive. Le stress a été réalisé avec la solution métallique à base de nitrate du plomb et de chlorure de sodium pendant six semaines après le repiquage à des concentrations : (500 mg/L; 500 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>; 500 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>; 1000 mg/L; 1000 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>; 1000 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>; 2000 mg/L; 2000 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>; 2000 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>), et avec une solution saline à des concentrations : (40 mmol.l<sup>-1</sup>; 80 mmol.l<sup>-1</sup>) par rapport à un témoin. Après deux mois de suivi de la culture, les feuilles des plantes sont arrachées afin de réaliser les analyses au niveau de laboratoire.

L'analyse physiologique a montré une inhibition de la croissance du radis, l'élongation foliaire et racinaire, les masses de matière fraîche et sèche de différents organes des plantules et des plantes du radis, par rapport aux témoins. L'analyse biochimique a montré une diminution de la teneur en pigments chlorophylliens foliaires (chlorophylle a, b, totale) et augmentation de la caroténoïdes.

Ainsi, l'effet de la contrainte saline sur la croissance des plantes a été analysé. Nos résultats ont montré que les différents paramètres de croissance étudiés (le nombre des feuilles, la longueur des tiges et des racines, les biomasses fraîches et sèches aérienne et racinaire ainsi que leurs rapports respectifs) varient en fonction de la provenance étudiée. En effet, la partie racinaire est plus sensible au sel que la partie aérienne pour l'ensemble des provenances testées. De plus, la provenance de radis (*Raphanus sativus* L.) se montre la plus sensible vis-à-vis du stress salin.

Ainsi, de radis (*Raphanus sativus* L.). Soumise aux stress a subi une diminution et une augmentation de la synthèse de chlorophylle et aussi diminue de paramètre morpho-physiologie.

**Mots clés :** Stress salin, Métaux lourds, Sol, Phytoremédiation, *Raphanus sativus* L.

## Abstract

Lead pollution has become a real threat to our ecosystems, with detrimental effects on crop production and biodiversity. The work begins with a view to studying the morphological, biometric and physio-biochemical behavior of the radish plant (*Raphanus sativus* L.) in order to approach the impact of salt stress and heavy metals (lead).

The plants of the radish (*Raphanus sativus* L.) are grown under semi-controlled greenhouse for 60 days. Watering was done with distilled water and the nutrient solution. Stress was achieved with the metal solution based on lead nitrate and sodium chloride for six weeks after subculturing at concentrations of : (500 mg / L, 500 + 40 mmol / l, 500 + 80 mmol . , 1000 + 40 mmol / l, 1000 + 80 mmol / l, 2000 mg / L, 2000 + 40 mmol / l, 2000 + 80 mmol / l) , And with saline at concentrations: (40 mmol / l-1; 80 mmol / l-1) relative to a control. After two months of monitoring the crop, the leaves of the plants are torn off in order to carry out the analyzes at the laboratory level.

Physiological analysis showed an inhibition of radish growth, foliar and root elongation, masses of fresh and dry matter of different organs of seedlings and radish plants, compared to controls. Biochemical analysis showed a decrease in the content of foliar chlorophyll pigments (chlorophyll a, b, total) and increased carotenoids.

Thus, the effect of salt stress on plant growth was analyzed. Our results showed that the different growth parameters studied (the number of leaves and nodes per plant, the length of the stems and roots, the fresh and dry aerial and root biomasses and their respective ratios) vary according to the provenance studied. Indeed, the root part is more sensitive to salt than the aerial part for all provenances tested. In addition, the source of radishes (*Raphanus sativus* L.) is the most sensitive to salt stress.

Thus, radish (*Raphanus sativus*L.). Under stress has undergone a decrease and an increase in the synthesis of chlorophyll and also decreases in morpho-physiology parameter.

**Keywords** : salt stress, heavy metals, Soil, Phytoremediation, *Raphanus sativus* L.

## *Liste des abréviations*

% : pourcent.

°C : degré Celsius.

µm : micromètre.

ALAD : δ-Amino Levulinate Déshydratase

Car : caroténoïde.

CE : Conductivité électrique

CH a + b : chlorophylle a + b.

CH a : chlorophylle a.

CH b : chlorophylle b.

cm : Centimètre

Co<sub>2</sub> : Dioxyde de carbone.

dS : Decisiemens.

ERO : Espèces Réactives de l'Oxygène.

ESP : Pourcentage de sodium échangeable.

ETM : Eléments Traces Métalliques.

FAO : Food and Agricultural Organization of United Nations.

Fig : Figure.

g, mg : Gramme, Milligramme.

h : Heure.

Hpa : Hauteur de la partie aérienne.

l, ml : Litre, Millilitre.

Lpr : Longueur de la partie racinaire.

M, mM : Mole, Millimole.

MF : Matière Fraîche.

min : Minute.

MS : Matière Sèche.

NaCl : Chlorure de sodium.

Nb : nombre de feuilles.

nm : Nanomètre.

No<sub>3</sub> : Nitrate.

Pb : Plomb.

P<sub>f</sub> : poids frais.

Pfpa : poids frais de partie aérienne.

Pfpr : poids frais de partie racinaire.

PH : Potentiel d'hydrogène.

Ppm : Partie par million.

Ppt : poids en pleine de turgescence.

P<sub>s</sub> : poids sec.

Pspa : poids sec de partie aérienne.

Pspr : poids sec de partie racinaire.

R : répétitions.

ROS : Reactive oxygen species.

RWC : Relative water content, contenu relatif en eau.

SAR : Rapport d'adsorption du sodium.

sec : Seconde.

v : Volume.

µg/gMF : microgramme par gramme de matière fraîche.

## *Liste des figures*

<b>Fig. 1 :</b> Plante de radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.).....	4
<b>Fig. 2 :</b> Métaux lourds dans la classification périodique.....	16
<b>Fig. 3 :</b> Station expérimentale du département d'agronomie.....	27
<b>Fig. 4 :</b> Présentation de la serre expérimentale.....	28
<b>Fig. 5 :</b> Les grains de radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.).....	28
<b>Fig. 6 :</b> Les différentes parties de radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.).....	29
<b>Fig. 7 :</b> Les étapes de préparation de sable et d'un mélangeur de sable et de terreau.....	30
<b>Fig. 8 :</b> La germination des graines.....	31
<b>Fig. 9 :</b> Repiquage des plantes.....	32
<b>Fig. 10 :</b> Dispositif expérimental.....	33
<b>Fig. 11 :</b> Les étapes d'une récolte.....	37
<b>Fig. 12 :</b> Mesure de longueur des parties aériennes et racinaires Après la récolte.....	38
<b>Fig. 14 :</b> Les étapes d'un déterminer de la teneur relative en eau.....	40
<b>Fig. 15 :</b> Les étapes d'un déterminer de la teneur en pigments chlorophylliens foliaires..	41
<b>Fig. 16 :</b> Effet du plomb sur l'évolution de nombre des feuilles du radis.....	42
<b>Fig. 17 :</b> Effet du plomb sur l'évolution de la hauteur des parties aériennes des plantes de radis( <i>Raphanus Sativus</i> L.).....	43
<b>Fig. 18 :</b> Effet du plomb sur l'évolution de la Longueur des parties racinaires des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.).....	44
<b>Fig. 19 :</b> Effet du plomb sur le poids frais des parties aériennes des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.).....	45
<b>Fig. 20 :</b> Effet du plomb sur le poids frais des parties racinaires des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.).....	46
<b>Fig. 21 :</b> Effet du plomb sur le poids sec des parties aériennes des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.).....	47
<b>Fig. 22 :</b> Effet du plomb sur le poids sec des parties racinaires des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.).....	48
<b>Fig. 23 :</b> Effet du plomb sur la variation de la teneur relatif en eau (RWC) des plantes du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.).....	49
<b>Fig. 24 :</b> Effet du plomb sur la teneur en chlorophylle a des plantes du radis.....	50
<b>Fig. 25 :</b> Effet du plomb sur la teneur en chlorophylle b des plantes du radis.....	51

<b>Fig. 26 :</b> Effet du plomb sur la teneur en chlorophylle totale des plantes du radis.....	52
<b>Fig. 27 :</b> Effet du plomb sur la teneur en Caroténoïdes des plantes du radis.....	53
<b>Fig. 28 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur le nombre de feuilles des plantes du radis.....	54
<b>Fig. 29 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur hauteur de la partie aérienne des plantes du radis ( <i>Raphanus Sativus L.</i> ).....	55
<b>Fig. 30 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur la longueur des parties racinaires des plantes du radis ( <i>Raphanus Sativus L.</i> ).....	56
<b>Fig. 31 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur le poids frais des parties aériennes des plantes du radis ( <i>Raphanus sativus L.</i> ).....	57
<b>Fig. 32 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur le poids frais des parties racinaires des plantes du radis ( <i>Raphanus sativus L.</i> ).....	58
<b>Fig. 33 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur le poids sec des parties aériennes de radis ( <i>Raphanus sativus L.</i> ).....	59
<b>Fig. 34 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur le poids sec des parties racinaires de radis ( <i>Raphanus sativus L.</i> ).....	60
<b>Fig. 35 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur la teneur relative en eau (RWC) de radis.....	61
<b>Fig. 36 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur la teneur en chlorophylle a (CH a) de radis...	62
<b>Fig. 37 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur la teneur en chlorophylle b (CH B) de radis...	63
<b>Fig. 38 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur la teneur en chlorophylle totale de radis.....	64
<b>Fig. 39 :</b> L'effet du chlorure de sodium sur la teneur en caroténoïdes de radis.....	65
<b>Fig. 40 :</b> Effet du $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ sur l'évolution de nombre des feuilles du radis.....	66
<b>Fig. 41 :</b> Effet du $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ sur l'évolution de la hauteur des parties aériennes des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus L.</i> ).....	67
<b>Fig. 42 :</b> Effet du $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ sur l'évolution de la Longueur des parties racinaires des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus L.</i> ).....	68
<b>Fig. 43 :</b> Effet du $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ sur le poids frais des parties aériennes des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus L.</i> ).....	69
<b>Fig. 44 :</b> Effet du $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ sur le poids frais des parties racinaires des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus L.</i> ).....	70
<b>Fig. 45 :</b> Effet du $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ sur le poids sec des parties aériennes des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus L.</i> ).....	71
<b>Fig. 46 :</b> L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur le poids sec des parties racinaires de radis ( <i>Raphanus sativus L.</i> ).....	72

<b>Fig. 47 :</b> L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur la teneur relative en eau de radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.).....	73
<b>Fig. 48 :</b> L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur la teneur relative en chlorophylle a ( <i>Raphanus sativus</i> L.).....	74
<b>Fig. 49 :</b> L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur la teneur relative en chlorophylle b ( <i>Raphanus sativus</i> L.).....	75
<b>Fig. 50 :</b> L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur la teneur relative en chlorophylle totale ( <i>Raphanus sativus</i> L.).....	76
<b>Fig. 51 :</b> L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur la teneur en caroténoïdes de radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.).....	77

## *Liste de tableau*

<b>Tableau 1</b> : Classes des sols affectés par les sels (UssI, 1954).....	08
<b>Tableau 2</b> : Principales propriétés physico-chimiques du plomb (Sposito <i>et al</i> , 1982).....	17
<b>Tableau 3</b> : La composition chimique de la solution nutritive.....	34
<b>Tableau 4</b> : La quantité d'une $Pb(NO_3)_2$ dans chaque dose.....	34
<b>Tableau 5</b> : La quantité d'une (NaCl) dans chaque dose.....	35
<b>Tableau 6</b> : Les doses du stress.....	35
<b>Tableau 7</b> : Evolution de nombre des feuilles du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes.....	42
<b>Tableau 8</b> : Evolution de la hauteur de la partie aérienne des plantes du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) en cm. En fonction de dose de plomb.....	43
<b>Tableau 9</b> : Evolution de la longueur des parties racinaires des plantes du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) en cm. En fonction de dose de plomb .....	44
<b>Tableau 10</b> : Evolution de poids frais des parties aériennes du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) en g. En fonction de dose de plomb .....	45
<b>Tableau 11</b> : Evolution de poids frais des parties racinaires du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) En g. En fonction de dose de plomb. ....	45
<b>Tableau 12</b> : Evolution de poids sec des parties aériennes du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) En g. En fonction de dose de plomb.....	46
<b>Tableau 13</b> : Evolution de poids sec des parties racinaires du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) En g. En fonction de dose de plomb.....	47
<b>Tableau 14</b> : Evolution de la teneur relative en eau (RWC) du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) En %. En fonction de dose de plomb.....	48
<b>Tableau 15</b> : Evolution de la teneur en chlorophylle a du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) En $\mu g/gMF$ . En fonction de dose de plomb.....	49
<b>Tableau16</b> : Evolution de la teneur en chlorophylle b du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) En $\mu g/gMF$ . En fonction de dose de plomb.....	50
<b>Tableau 17</b> : Evolution de la teneur en chlorophylle totale du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) En $\mu g/gMF$ . En fonction de dose de plomb.....	51
<b>Tableau 18</b> : Evolution de la teneur en caroténoïdes du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) En $\mu g/gMF$ . En fonction de dose de plomb.....	52
<b>Tableau 19</b> : Analyse statistique à l'aide du test de Fisher non significatif du nombre des plantes du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) compte après le stress salin.....	53

<b>Tableau 20</b> : Evolution de la hauteur des plantes de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) en cm En fonction de dose de NaCl.....	54
<b>Tableau 21</b> : Analyse statistique de longueur des racines des plantes radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) d'après de stress de NaCl.....	55
<b>Tableau 22</b> : Analyse statistique de la masse de la matière fraîche des plantes du radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.) d'après de stress de NaCl.....	56
<b>Tableau23</b> : Analyse statistique de poids frais des parties racinaires des plantes radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.) d'après de stress de NaCl.....	57
<b>Tableau24</b> : Analyse statistique de poids sec des parties aériennes des plantes radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.) d'après de stress de NaCl.....	58
<b>Tableau 25</b> : Analyse statistique de poids sec des parties racinaires des plantes radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.) d'après de stress de NaCl.....	59
<b>Tableau 26</b> : Evolution de la teneur relative en eau (RWC) de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de NaCl.....	60
<b>Tableau 27</b> : Evolution de la teneur en chlorophylle a (CH a) de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de NaCl.....	61
<b>Tableau 28</b> : Evolution de la teneur en chlorophylle B (CH B) de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de NaCl.....	62
<b>Tableau 29</b> : Evolution de la teneur de la chlorophylle totale de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de NaCl. ....	63
<b>Tableau 30</b> : Evolution de la teneur en caroténoïdes la de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de NaCl.....	64
<b>Tableau 31</b> : Evolution de nombre des feuilles du radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.). En fonction de dose de $Pb(NO_3)_2$ + NaCl.....	65
<b>Tableau 32</b> : Evolution de la hauteur de la partie aérienne des plantes du radis( <i>Raphanus sativus</i> L.) En cm. En fonction de dose de $Pb(NO_3)_2$ + NaCl.....	66
<b>Tableau 33</b> : Evolution de la longueur des parties racinaires des plantes du radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.) En cm. En fonction de dose de $Pb(NO_3)_2$ + NaCl.....	67
<b>Tableau 34</b> : Evolution de poids frais des parties aériennes du radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.) En g. En fonction de dose de $Pb(NO_3)_2$ + NaCl.....	68

<b>Tableau 35</b> : Evolution de poids frais des parties racinaires du radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.) En g. En fonction de dose de $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ .....	69
<b>Tableau 36</b> : Evolution de poids sec des parties aériennes du radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.) En g. En fonction de dose de $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ .....	70
<b>Tableau 37</b> : Evolution de poids sec des parties racinaires de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de $NaCl$ .....	71
<b>Tableau 38</b> : Evolution de la teneur relative en eau (RWC) de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de plomb + $NaCl$ .....	72
<b>Tableau39</b> : Evolution de la teneur en chlorophylle a de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de plomb avec $NaCl$ .....	73
<b>Tableau 40</b> : Evolution de la teneur en chlorophylle b de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de plomb avec $NaCl$ .....	74
<b>Tableau 41</b> : Evolution de la teneur en chlorophylle totale de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de plomb avec $NaCl$ .....	75
<b>Tableau 42</b> : Evolution de la teneur en caroténoïdes la de radis ( <i>Raphanus Sativus</i> L.). En fonction de dose de $NaCl$ .....	76

# *Sommaire*

## **Remerciement**

## **Dédicace**

## **Résumé**

## **Liste des abréviations**

## **Liste des figures**

## **Liste des tableaux**

Introduction générale.....	01
----------------------------	----

## **Partie 01 : Revues Bibliographique**

### **Chapitre I : Le radis (*Raphanus Sativus L.*)**

I-Généralité sur le radis ( <i>Raphanus Sativus L.</i> var. National).....	03
I-1 Présentation de la plante.....	03
I-2 Description.....	03
I-3 Classification systématique.....	04
I-4 Origines.....	05
I-5 Techniques culturales et entretiens du radis.....	05
I-6 Composition du radis « <i>Raphanus Sativus L.</i> ».....	06
I-6-1 Valeur nutritive.....	06
I-6-2 Principes actifs et antioxydants.....	06

### **Chapitre II : Le stress salin**

II-1 Salinité du sol et stress salin.....	07
A-Définition et origine de la salinité dans le sol.....	07
A-1 Classification des sols affectés par la salinité.....	08
B- Stress salin.....	09
II-2 Impacts de la salinité sur le sol.....	09
II-3 Conséquences de la salinité sur la plante.....	10
II-3-1 Action sur l'absorption.....	10
II-3-2 Action sur la translocation.....	11
II-3-3 Actions sur le métabolisme cellulaire.....	13
II-3-4 Action du sel sur la croissance et le développement .....	13
II-3-6 Effet de la salinité sur la photosynthèse.....	14

### **Chapitre III : Les métaux lourds**

III-1 Généralité sur les métaux lourds .....	15
--	----

III-1-1 Définition des métaux lourds.....	15
a- Les métaux essentiels.....	16
b- Les métaux toxiques.....	16
III-1-2 Origine.....	16
III-2 Généralité sur le plomb .....	17
III-2-1 Propriétés physico-chimiques du plomb .....	17
III-2-2 Origines de la pollution par le plomb .....	18
III-2-3 Différentes utilisations du plomb.....	19
III-2-4 Le plomb dans le compartiment sol-plante .....	21
III-2-4-1 Le plomb dans le sol .....	21
a- Origines et comportement du plomb dans le sol .....	21
b- Mobilité du plomb dans le sol.....	21
➤ Influence du PH.....	22
➤ Influence du potentiel redox.....	22
➤ Influence de la composition minéralogique du sol.....	22
III-2-5 Le plomb dans la plante.....	23
III-2-5-1 La phytodisponibilité.....	23
III-2-6 Impact du plomb sur les végétaux.....	23
III-2-7 Effets du plomb sur les plantes.....	24
III-2-7-1 Effets sur la germination et la croissance.....	24
III-2-7-2 Effet sur la Photosynthèse.....	25
III-3 Effets du plomb sur la plante du radis ( <i>Raphanus sativus</i> L.).....	26

## **Partie 02 : Matériels et méthodes**

### **Chapitre IV : Matériels et méthodes**

IV-2-Le but de travail.....	27
IV-2- Site expérimentale.....	27
IV-3- Matériel végétal.....	28
IV-3-1 Préparation du matériel végétal.....	29
IV-3-2 Préparation du substrat.....	30
IV-3-3 La germination des graines.....	31
IV-3-3-1 Préparations de la pépinière.....	31
IV-3-4 Le repiquage des plantes.....	31
IV-3-5 L'arrosage.....	34

IV-3-6 Le plomb.....	34
IV-3-7 Préparation de solution du chlorure de sodium (NaCl).....	35
IV-3-8 Application du stress.....	35
IV-4- Récolte et préparation pour les analyses ultérieures.....	36
IV-4-1 La récolte des plantes.....	36
IV-4-2 Paramètres étudiés.....	37
IV-4-2-1 Paramètres morphologiques.....	37
IV-4-2-1-1 Hauteur de la partie aérienne et racinaire.....	37
IV-4-2-1-2 Détermination du nombre de feuilles.....	38
IV-4-2-2 Paramètres biométriques.....	38
IV-4-2-2-1 Mesure du poids frais.....	38
IV-4-2-2-2 Mesure du poids sec.....	38
IV-4-2-3 Paramètres physiologiques et biochimiques.....	39
IV-4-2-3-1 La teneur relative en eau (RWC).....	39
IV-4-2-3-2 Extraction et dosage de la chlorophylle et les caroténoïdes.....	40
IV-5- Analyse statistique des résultats.....	41

### **Partie 03 : Résultats et Discussion**

<b>Chapitre V : Résultats</b> .....	42
<b>Chapitre VI : Discussions</b> .....	78
Conclusion.....	84
Référence bibliographiques.....	86
Annexe	

La salinité et l'aridité sont des contraintes environnementales majeures limitant la croissance et la productivité des cultures. Le problème lié à la salinité des sols a toujours existé et ses effets délétères restaient limités. La salinité du sol présente ainsi une menace croissante pour l'agriculture et entraîne une salinisation des terres arables de la planète. Un tiers des ressources en terres arables dans le monde sont touchées par la salinité (**Munns, 2000**).

En Algérie, près de 10-15 % de terres irriguées sont concernées par ces problèmes. On estime que les terres salinisées seront difficilement récupérables et les sols salés occupent de vastes superficies (3.2 millions d'hectares de la superficie totale) localisées aussi bien au Nord qu'au Sud du pays (**Silini, 2013**). Par conséquent, les terres agricoles productives sont détériorées, Cet accroissement n'a pas seulement menacé la suffisance des ressources alimentaires disponibles, mais aussi a nécessité l'exploitation de terres marginales cultivées.

Un des problèmes majeurs en environnement est la contamination de l'atmosphère, des eaux et des sols par de nombreux éléments et composés toxiques comme le plomb.

Ces trente dernières années, de nombreux chercheurs se sont intéressés à l'impact du plomb sur les végétaux, les zones proches d'industries métallurgiques, d'usines de recyclage ou de mines de plomb où les retombées atmosphériques de plomb peuvent être importantes. Le plomb étant un élément relativement peu mobile dans le sol, seule une faible proportion contenue dans la solution du sol est disponible pour les plantes (**Jopony et Young, 1994**). En fonction des conditions du milieu, les plantes peuvent absorber une partie du plomb présent dans le sol. Les ions plomb ( $Pb^{2+}$ ) diffusent dans la racine, mais sont bloqués par la barrière physique que représente l'endoderme, ce qui limite fortement leur translocation vers les parties aériennes. Bien que les plantes possèdent de nombreux systèmes de détoxification pour limiter l'interaction de ces ions avec les molécules biologiques, ces derniers induisent tout un éventail d'effets délétères pour les organisme (**Seregin et Ivanov, 2001; Sharma et Dubey, 2005**).

Au cours de ce travail, nous avons choisi d'étudier les effets de l'interaction plomb-salinité sur les réponses morpho-physiologiques, biométrique et biochimiques du radis (*Raphanus sativus L.*).

Le radis est une plante qui tolère le plomb (**Liu et al., 2000**) et qui est considéré comme une plante modèle en éco-toxicologie (**Sun et al., 2010**).

Trois parties composent ce mémoire.

- La première partie présente une synthèse bibliographique qui retrace des connaissances sur le radis (*Raphanus sativus L.*), stress salin et stress métalliques (plomb) et son impact sur les êtres vivants et son Transfer dans le système sol-plante.
- Une deuxième partie matériel et méthode où sont décrits le matériel biologique utilisé, le protocole expérimental et les différentes techniques d'analyse.
- Et enfin la troisième partie les résultats obtenus et une discussion de l'ensemble de ces résultats.

# **PARTIE 01 :**

***Revue***

***BIBLIOGRAPHIQUE***

## Chapitre I : Le radis (*Raphanus Sativus* L.)

### I-Généralité sur le radis (*Raphanus Sativus* L. var. National)

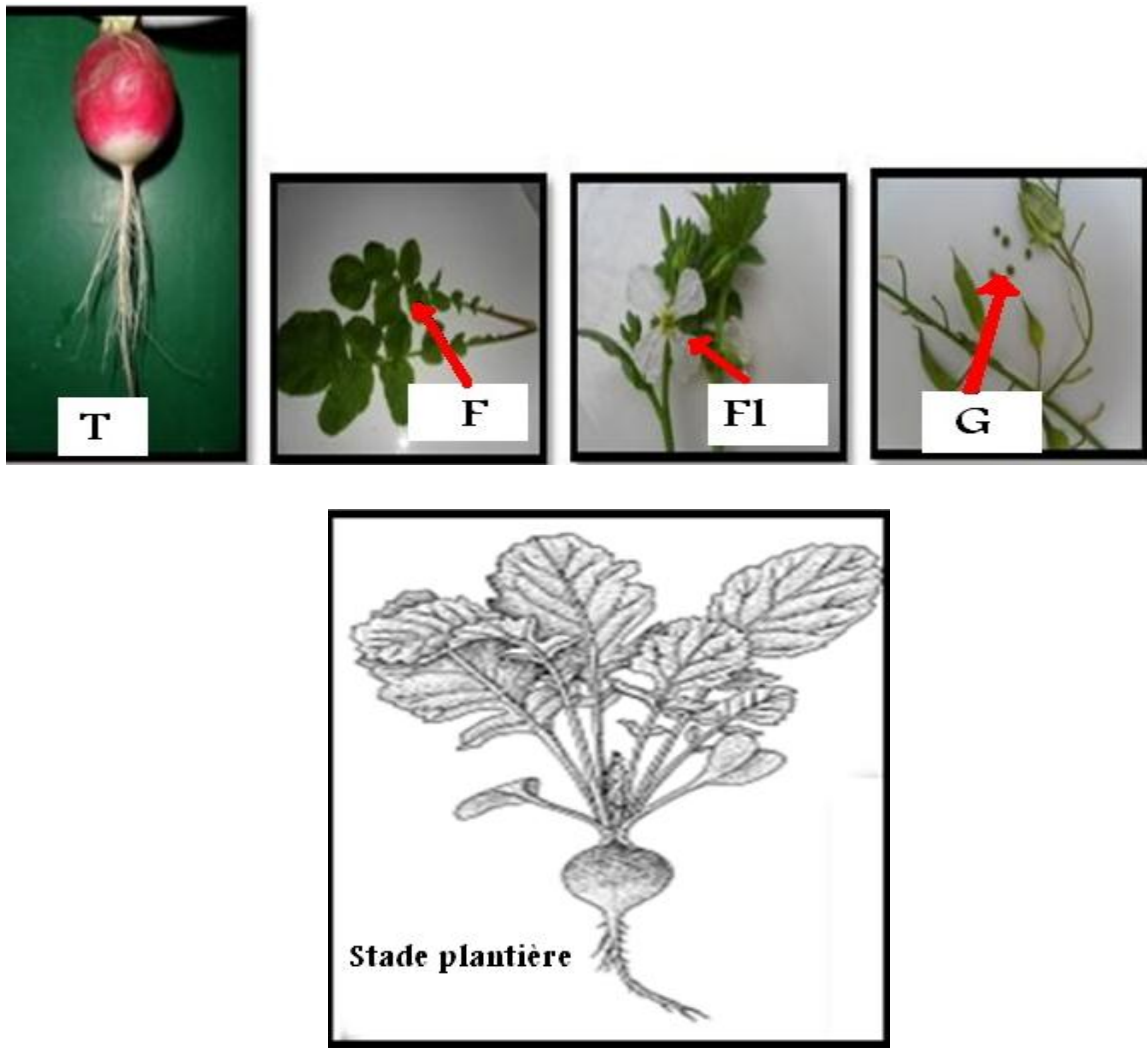
#### I-1 Présentation de la plante :

Le radis, est une plante potagère bisannuelle, de la famille des *Brassicacées*, cultivée depuis très longtemps pour son hypocotyle charnu, consommé cru, comme légume, la partie comestible, une racine pivot avec différentes formes (long, rond) à chair rouge, blanche, noir ou rose-blanche (espèce utilisé dans notre travail) , est la partie gonflée, souterraine, de la tige, au-dessus de la racine. Le radis (*Raphanus sativus* L.) pourrait dériver de ces formes sauvages de radis (*Raphanus rostratus* ou *Raphanus segetum*) une plante de très ancienne culture (Schippers, 2004).

Le radis fait partie, comme le navet et le chou, de la famille des crucifères. Aujourd'hui cette famille est appelée *brassicacées*, nom qui vient de *brassica*, c'est-à-dire du chou. Cela signifie que ses fleurs ont quatre pétales disposés en croix, forme typique des *Brassicaceae* (Schippers, 2004).

#### I-2 Description :

Le radis (*Raphanus sativus* L.) est une racine, globuleuse, renflée-charnue, avec une écorce rose-blanche ; Un tissu tendre ou ferme. Est directement surmontée de feuilles velues, plus ou moins grandes, pétiolées profondément lyrées, à lobes oblongs dentelés, dont le terminal est plus grand que les autres, très-rudes. Le radis développe une tige haute de 4 à 8 décimètre ramifiée, porteuse de fleurs blanches assez petites, pédonculées à 4 pétales dressés, donnant naissance à des fruits (siliques) type haricot vert court et gonflé oblongues-lancéolé, renflé à la base et non articulées, spongieux à l'intérieur, contenant des graines rouges aplaties logées chacune dans une fossette particulière, arrondies (Base de Données Nomenclature de la Flore de France, 2011).



**Figure 1** : Plante de radis (*Raphanus sativus* L.), F : aspect des feuilles, des tiges, Fl : des fleurs, G : Grains et T : Tubercule (**Base de Données Nomenclaturale de la Flore de France, 2011**).

### I-3 Classification systématique :

La classification de la plante du radis selon Cronquist, 1968 est la suivante :

- Règne : *Plantae*
- Sous-règne : *Tracheobionta*
- Division : *Magnoliophyta*
- Classe : *Magnoliopsida*
- Sous-classe : *Dilleniidae*
- Ordre : *Capparales*

- **Famille :** *Brassicaceae*
- **Genre :** *Raphanus*
- **Espèce :** *sativus*

#### **I-4 Origines :**

Probablement origine de l'est de la région méditerranée, en Asie occidentale. Ce fut l'un des premiers légumes à être cultivés. Des écrits anciens démontrent que le radis (*Raphanus sativus* L.) était consommé il y a environ 4 000 ans par les Babyloniens et les Egyptiens, et était particulièrement apprécié pour ses propriétés médicinales. Il aurait été introduit en Chine environ 500 ans avant notre ère. Les Chinois ont développé de nouvelles variétés de radis, à racine plus grosse et plus longue. Le radis peut maintenant se trouver comme plante cultivée à travers le monde sous de nombreuses formes différentes, allant de petites plantes annuelles feuillues à des bisannuelles à grosses racines charnues (**Schippers, 2004**).

#### **I-5 Techniques culturales et entretiens du radis :**

Son nom latin est dérivé du grec *raphanos* signifiant « qui lève facilement », et fait référence au fait que ce légume pousse sans difficulté.

Le radis est une plante potagère facile à cultiver, Tous types de sol peuvent accueillir le radis. Optez de préférence pour un sol léger et bien ameubli. Un mélange de terreau sableu avec du compost est l'idéal. Il permet à la racine de bien se développer, le radis aime l'exposition plein soleil ou mi-ombre. Et nécessite un arrosage copieux et régulier. Le cycle de croissance du radis est rapide et le met à l'abri des insectes ravageurs et des maladies ce qui facilite son entretien. Le semis du radis peut s'étaler sur plusieurs mois, et peut être répété à volonté pour obtenir des récoltes à longueur d'année.

La levée apparaît après seulement trois à quatre jours. Pour avoir des graines de radis il suffit de laisser monter les radis qui de longues tiges puis des fleurs blanches à 4 pétales, chaque fleur fait un fruit type haricot vert court et gonflé (**Schippers, 2004**).

## **I-6 Composition du radis « *Raphanus sativus L.* » :**

### **I-6-1 Valeur nutritive :**

Peu énergétiques, les radis roses fournissent à peine 15 Kcalories au 100 g, ce qui les place parmi les aliments les moins énergétiques, protéines et lipides (graisses) n'étant présents qu'à l'état de traces, ce sont les glucides (2.5 à 3.5g) qui apportent l'essentiel des calories. Des glucides constitués en majorité par des sucres simples (glucose et fructose). Les radis présentent aussi une haute densité en minéraux et oligo-élément pour 100 calories, ils fournissent 1620 mg de potassium, 133 mg de calcium, 47 de magnésium, 5.3 mg de fer, cela leur confère d'intéressantes propriétés reminéralisantes. Les radis constituent également une bonne source de vitamine C puisqu'ils en apportent en moyenne 23 mg aux 100 g. (**Base de Données Nomenclaturale de la Flore de France, 2011**).

### **I-6-2 Principes actifs et antioxydants :**

Du fait qu'il est très riche en antioxydants (les anthocyanines, Kaempferol et les Peroxydases...), des chercheurs ont notamment étudié l'effet d'un mélange d'antioxydants du radis chez l'animal pour découvrir qu'il apportait une protection contre l'oxydation des lipides sanguins (un effet favorable à la santé cardiovasculaire), des lipides des cellules intestinales (un effet bénéfique pour la prévention du cancer du colon) et d'autres maladies liées au vieillissement. Les radis renferment aussi des composés spécifiques, comme les indols, et les gluconisates, capables d'inhiber ou de freiner le développement de tumeurs cancéreuses (**Base de Données Nomenclaturale de la Flore de France, 2011**).

## **Chapitre II : Le stress salin**

### **II-1 Salinité du sol et stress salin :**

#### **A- Définition et origine de la salinité dans le sol :**

La salinité se réfère à la quantité des sels solubles qui se trouve dans le sol (**Chesworth, 2008**). Les sels solubles englobent une large gamme d'anions et de cations présents dans le sol soit sous forme cristallisée, soit sous forme dissoute dans la solution du sol, soit sous forme adsorbée sur la surface des colloïdes (**Douaik, 2005**). Ils sont constitués principalement par le calcium, le magnésium, le sodium et le potassium pour les cations et par les chlorures, les sulfates, les carbonates et les bicarbonates et nitrates pour les anions (**Chesworth, 2008**).

Plusieurs processus géochimiques peuvent avoir lieu comme conséquence à l'action des sels solubles dans le sol. Le processus suivant lequel le sol s'enrichit en sels solubles est la salinisation (**Iptrib, 2006**). L'autre processus qui est l'alcalinisation se produit lorsque le pH du sol augmente à des valeurs supérieures à 8,5 (**Iptrib, 2006**). Ce processus est souvent accompagné du processus de sodisation lorsque le sodium échangeable est l'élément majoritaire adsorbé sur le complexe colloïdal (**Ird, 2008**).

La salinité des sols a des sources très variées. Elle provient naturellement par le biais de l'altération des roches mères contenant des minéraux nécessaires à la formation des sels solubles (minéraux sodiques, potassiques, magnésiens, de produits de l'hydrothermalisme riches en soufre et en chlore, ou de la dissolution des évaporites (**Ird, 2008**). L'océan peut être une source principale de la salinité, notamment dans les zones côtières (**Kloppmann et al., 2011**) où le matériau de base est constitué de dépôts marins anciens. Les eaux salées des nappes phréatiques ou artésiennes peuvent aboutir à la salinité par remontée de la nappe (**Ben Hassine, 2005**).

L'IRD (2008) a déclaré que la surface mondiale naturellement touchée par la salinité est de l'ordre de 930 millions d'hectares de terres, dont 351 millions présentent un caractère salin, et le reste présentant un caractère sodique (**Ird, 2008**).

La salinité peut être provoquée en conditions anthropiques par l'irrigation par des eaux salées. La salinisation anthropique est la conséquence de la mauvaise combinaison d'une forte évaporation et d'un apport inadapté d'eau d'irrigation chargée en sels dissous (**Boualla et al., 2012**). Marlet (2004) a révélé que plus de 50% des périmètres irrigués du monde sont affectés à des degrés divers par la salinisation. De plus, l'IRD (2008) a confirmé que 21% des terres irriguées souffrent d'engorgement, de salinisation et/ou d'alcalinisation qui réduisent leurs

rendements agricoles. De même, 1 à 2% des surfaces irriguées sont perdues chaque année du fait de ces deux processus. A titre d'exemple et dans un contexte plus local, Bradaï *et al.* (2011) ont montré que les eaux souterraines de la nappe de la plaine du Bas-Chélif ont une salinité élevée peu propice à l'irrigation indiquant des risques élevés de salinisation et de sodisation des sols. Ils ont montré également que l'évolution chimique de ces eaux sous l'effet d'une évaporation est susceptible de faire précipiter la calcite et la sépiolite et que l'addition continue d'eau d'irrigation causera une accumulation de carbonates de sodium entraînant ainsi une sodisation probable des sols (**Boualla *et al.*, 2012**).

**A-1 Classification des sols affectés par la salinité :**

La salinité du sol est décrite et caractérisée en termes de concentration et de type de sels solubles. Elle est reliée à la conductivité électrique du sol mesurée en decisiemens par mètre (dS.m-1). Selon USSL (1954), les sols affectés par les sels sont classés en fonction de la conductivité électrique de leur extrait de pâte saturée (CE dS.m-1), du pourcentage de sodium échangeable (ESP en %) et de leur pH (tableau I) (**Cpcs, 1967**).

**Tableau 1 : Classes des sols affectés par les sels (Cpcs, 1967).**

Classes	CE (dS.m-1)	ESP (%)	Ph
Non salin	<4	<15	<8.5
Salin	>4	<15	<8.5
Sodique	<4	>15	>8.5
Salin-sodique	>4	>15	>8.5

*CE = conductivité électrique de l'extrait de pâte saturée, pH = pH de l'extrait de pâte saturée, ESP = pourcentage de sodium échangeable*

Cependant, les différents systèmes de classification des sols (**Cpcs, 1967 ; Soil Taxonomie, 2010**), n'accordent pas la même importance à la salinité des sols. Ainsi, selon le concept de base du système de la classification considérée et l'importance accordée à la salinité dans le diagnostic des unités taxonomiques, les sols affectés par les sels se situent à des niveaux hiérarchiques différents.

Pour ce qui est de la Soil Taxonomie (2010), il ressort que les sols affectés par les sels n'ont pas une place à part au niveau des ordres. Cette classification qui est fondée sur les critères diagnostiques considère deux horizons diagnostiques pour caractériser la sodicité et la salinité des sols, *natric horizon* et *salic horizon* (**Soil Taxonomie, 2010**). Le premier horizon est caractérisé par un pourcentage d'argile plus élevé que celui des horizons sus-jacents, une structure colonnaire, ESP égal ou supérieur à 15%, et un SAR qui est égal ou

supérieur à 13. Le second est un horizon d'accumulation de sels solubles, d'une épaisseur de 15 cm ou plus, caractérisé par une CE de l'extrait de pâte saturée égale ou supérieure à 30 dS.m<sup>-1</sup>, et le produit de la CE (dS.m<sup>-1</sup>) par l'épaisseur (cm) est égal ou supérieur à 900. De ce fait, on retrouve les sols salés dans les différents niveaux de classification, comme par exemple au niveau des suborders (Salids), des grands groupes (Natrxeralfs, Natraqerts, Natrargids, Natrxerolls), ou des sousgroupes (Natric Haploxeralfs ; Natric Petrocalcids ; Sodic Xerarents ; Sodic Calcixerepts) (**Cpcs, 1967**).

### **B- Stress salin :**

Le stress salin est un excès d'ions en particulier, mais pas exclusivement, aux ions sodium et chlore ( $Na^+$  et  $Cl^-$ ) (**Hopkins, 2003**). Le stress salin est dû à la présence de quantités importantes de sels potentiels hydriques. Il réduit fortement la disponibilité de l'eau pour les plantes, on parle alors de milieu "physiologiquement sec" (**Tremblin, 2000**).

La quantité de sels dans le sol que les plantes peuvent supporter sans grand dommage pour leur culture, varie avec les familles, les genres et les espèces (**Levigneron et al, 1995**).

Les conséquences d'un stress salin peuvent résulter de trois types d'effets que le sel provoque chez les plantes :

- Le stress hydrique : une forte concentration saline dans le sol est tout d'abord perçue par la plante comme une forte diminution de la disponibilité en eau. Ce la nécessite un ajustement osmotique.
- Le stress ionique : En dépit d'un ajustement osmotique correct, la toxicité ionique survient lorsque l'accumulation de sels dans les tissus perturbe l'activité métabolique.
- Le stress nutritionnel : Des concentrations salines trop fortes dans le milieu provoquent une altération de la nutrition minérale. En particulier, vis-à-vis des transporteurs ioniques cellulaires, le sodium entre en compétition avec le potassium et le calcium, les chlorures avec le nitrate, le phosphate et le sulfate (**Levigneron et al, 1995**).

### **II-2 Impacts de la salinité sur le sol :**

La salinité agit sur les propriétés physiques des sols, elle est souvent liée très étroitement à la sodicité des terres agricoles. Plusieurs facteurs interviennent dans la contribution de ces deux processus dans la dégradation des sols. Selon Richards (1954), les sols sodiques ont un pH de plus de 8,5 avec une dominance de l'ion sodium. Cette saturation en sodium provoque généralement la dispersion des particules d'argile avec comme

conséquence une dégradation de la structure du sol. De ce fait, le sol devient compact et imperméable, empêchant donc l'aération et la pénétration de l'eau nécessaires pour une croissance régulière des plantes (**Douaoui et al. 2001**).

Douaoui et al. (2001) ont montré que la dégradation physique des sols du Bas-Chéouli est principalement liée à la sodisation. Ils ont conclu que l'ESP est le principal facteur de la dégradation de la structure de surface du sol, suivi par les limons et la salinité (**Douaoui et al. 2001**). De même, dans une étude effectuée sur des horizons de surface des sols affectés par les sels solubles et le sodium échangeable du Chéouli, Saidi et al. (2004) ont montré que les échantillons étudiés manifestent un comportement structural à risque lorsque le rapport d'adsorption du sodium (SAR) de la solution du sol dépasse un certain seuil. Ainsi, la désagrégation augmente à mesure que la concentration du sodium et la concentration électrolytique augmentent. Également, le taux d'infiltration diminue au fur et à mesure que le SAR et la concentration saline augmentent. Partant de cette expérience, ils ont conclu que la salinité des sols de la plaine du Chéouli s'accompagne toujours d'une sodisation du complexe absorbant, et que les valeurs seuils acceptables du SAR et de l'ESP nécessaires pour conserver une structure stable se situent respectivement entre 2 et 5 % (**Saidi et al. 2004**).

### **II-3 Conséquences de la salinité sur la plante :**

La salinité est l'un des facteurs limitant pour la croissance des plantes. Les effets de la salinité sont surtout l'arrêt de la croissance, le dépérissement des tissus sous forme de nécroses marginales, suivi par une perte de turgescence, par une chute des feuilles et finalement par la mort de la plante (**Zid, 1982**).

La salinité provoque le plus souvent un retard dans le développement (**Gill, 1979 ; Elmekkaoui, 1990 et Boukachabia, 1993**), particulièrement la hauteur, le diamètre des tiges des différentes espèces, ainsi que la grosseur des fruits diminuent d'une façon importante avec l'augmentation de la salinité : c'est le cas du riz (**Khan et al, 1997**) et de la pomme de terre (**Baba- Sidi- Kassi, 2010**).

#### **II-3-1 Action sur l'absorption :**

Chez les végétaux stressés par le sel, les concentrations des solutés organiques et inorganiques varient, selon les espèces, l'âge de la plante et le traitement salin. Chez les plantes cultivées sur milieu témoin sans sel, la concentration totale de la solution foliaire en solutés organiques tend à diminuer avec l'avancement en âge des plantes ; alors qu'un effet

opposé est noté pour la concentration inorganique totale de la feuille (**Rahmoune et al, 1997 ; Ben Naceur et al, 2002**).

La sensibilité à la salinité des espèces végétales est due notamment à l'absorption et à l'accumulation d'une quantité relativement élevée de sodium et chlore ( $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ ) au niveau des feuilles (**Bell, 1999 ; Cicek et al. ,2002**). La grande accumulation de chlore ( $\text{Cl}^-$ ) dans les feuilles peut contribuer au maintien d'un gradient osmotique en condition de salinité modérée. C'est au niveau des feuilles que se visualise le plus l'effet toxique des ions chlorures. Les dégâts observés sur la végétation sont dus à la toxicité des chlorures ( $\text{Cl}^-$ ) et non aux ions sodium ( $\text{Na}^+$ ) qui sont généralement inoffensifs vis-à-vis de la plupart des plantes, et la surface foliaire nécrosée est souvent directement proportionnel à l'accumulation des chlorures (**Garrec et al, 1989**).

En présence du sel, l'absorption des cations sodium, potassium et magnésium ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  et  $\text{Mg}^{2+}$ ) dépasse souvent celle des anions chlore, phosphate et nitrate ( $\text{Cl}^-$ ,  $\text{PO}_4^-$  et  $\text{NO}_3$ ) ; ce qui engendre ainsi un déficit anionique pour le végétal. Dans les feuilles, les Chlorures ( $\text{Cl}^-$ ) sont toujours accumulés proportionnellement à la teneur globale en sel et en plus grande quantité que le sodium ( $\text{Na}^+$ ) (**Rahmoune et al, 1998,2000**). Le chlore, en entrant en compétition avec le nitrate  $\text{NO}_3$ , inhibe dans les plantes sensibles aux sels l'absorption et le transport à longue distance de cet anion vers les parties aériennes et engendre ainsi une carence nutritionnelle qui est estimée, par la différence entre la teneur globale en cations majeurs potassium, calcium, magnésium et sodium ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  et  $\text{Na}^+$ ) et la teneur en chlorure ( $\text{Cl}^-$ ) (**Slama, 1986**).

### **II-3-2 Action sur la translocation :**

La régulation du transport et de la distribution des ions dans les différents organes de la plante et à l'intérieur des cellules est un facteur essentiel du mécanisme de tolérance au sel (**Greenway et Munns, 1980**). Les plantes règlent leur équilibre ionique interne pour maintenir un métabolisme normal. C'est ainsi que l'absorption et la translocation des ions toxiques tels que sodium et chlore ( $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ ) sont limitées alors que celles des ions métaboliques tels que le potassium et phosphate ( $\text{K}^+$  et  $\text{P}_2\text{O}_5$ ) sont maintenues ou augmentées.

Le transport de l'eau, des éléments minéraux et des solutés organiques à faibles poids moléculaires se passe dans le système vasculaire du xylème et du phloème. Des analyses du phloème au niveau de la tige distale du plant avec des jeunes feuilles en croissance, montrent que ce système à surtout transporté les assimilés dans la direction des tissus actifs en croissance. Mais il est important de noter que le transport dans le phloème est aussi un

composant important dans le cycle des minéraux nutritifs entre les tiges. En conditions salines et aussi pour la conduction des signaux de l'état nutritionnel des tiges (**Marschner, 1995**).

En conditions salines, sodiums et chlorures ( $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ ) peuvent être présents à des concentrations élevées dans le phloème, les quelles dépendent fortement de la teneur externe en sels et de l'espèce végétale.

Un efflux net considérable de sodium ( $\text{Na}^+$ ) dans le phloème reflète le rôle de ce transport dans le cycle des éléments minéraux et empêche son accumulation dans les tiges des plantes non halophytes (**Marschner, 1995**). Aussi la capacité de transport bidirectionnel à longue distance d'un ion spécifique peut être reliée au degré de tolérance des plantes au sel. A des niveaux faibles de salinité, le sodium ( $\text{Na}^+$ ) s'accumule seulement dans les racines et la partie inférieure de la tige. En augmentant la salinité, le sodium ( $\text{Na}^+$ ) migre plus en hauteur, arrive au niveau des feuilles et se localise surtout dans les pétioles. Le chlorure de sodium ( $\text{NaCl}$ ) s'accumule plus fortement dans les feuilles de l'halophyte que dans celles du glycophytes ; mais c'est dans ce dernier cas qu'il est plus mobile (**Zid et Grignon, 1991**).

Une limitation de l'accumulation foliaire de sodium ( $\text{Na}^+$ ) réside dans sa ré-exportation à travers le phloème vers la partie racinaire de la plante donc, le sodium est soustrait du courant ascendant de sève brute au niveau des parties aériennes. Après avoir été ramené dans la racine, il peut éventuellement être libéré dans le milieu, réduisant ainsi son transport vers les feuilles. Cette recirculation du sodium a été rapportée pour le Soja, le lupin, le ricin et le piment doux. Ainsi la translocation de sodium et chlore ( $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ ) est assurée dans les tiges, l'accumulation dans les tissus (inclusion) et l'efflux par le phloème sont plus efficaces chez les espèces tolérantes que chez celles sensibles au sel (**Zid et Grignon, 1991**).

D'après leur régulation de sodium et chlore ( $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ ) la haute performance des espèces tolérantes peut être expliquée seulement par la compartimentation de ces ions dans les vacuoles pour servir à l'ajustement osmotique ; ces ions peuvent être aussi dilués par un mécanisme combiné de la croissance et de la re-circulation du sodium ( $\text{Na}^+$ ). Cette capacité de régler l'efflux du sodium ( $\text{Na}^+$ ) dans le phloème peut être considérée comme un aspect plus réaliste de la tolérance au sel (**Zid et Grignon, 1991**) que celui de la concentration absolue du tissu qui peut être la conséquence de mécanismes opposés tels que la capacité d'inclusion ou l'incapacité d'exclusion. Par contre, Ces différences ne sont pas décelées pour le chlore ( $\text{Cl}^-$ ).

**Berthomieu et al. (2003)**, découvrent un autre mécanisme chez *A. thaliana*, la recirculation via le phloème.

Par ailleurs, l'application des traitements salins ne semble affecter ni la teneur moyenne en azote global des parties aériennes, ni la distribution de cet élément entre les

différents organes ; cependant les teneurs de ses composés libres s'en trouvent souvent modifiées (**Zid et Grignon, 1991**).

### **II-3-3 Actions sur le métabolisme cellulaire :**

En conditions salines du milieu de culture, il est possible de mettre en évidence l'influence du sel sur des activités métaboliques de la plante comme l'absorption d'eau et de nutriments, l'ajustement osmotique, la synthèse de protéines et d'acides nucléiques, l'accumulation de solutés organiques, ainsi que sur la balance hormonale, dégâts membranaires, lésions au niveau du plasmalemme, changement de la structure et la perméabilité de la couche lipidique des cellules racinaires au biomolécules, le taux de respiration et la photosynthèse (**Levigneron et al., 1995 ; Bell, 1999**).

L'effet immédiat d'une augmentation de la salinité sur le métabolisme cellulaire est déterminé par la diminution du gradient de potentiel hydrique entre la plante et le milieu, entraînant une déshydratation et une baisse de turgescence plus rapide dans les cellules épidermiques. Les glycophytes sont capables de maintenir, dans une certaine mesure, leur hypertonie et leur turgescence, en milieu salé, grâce à l'accumulation des ions puisés dans le milieu et aux changements de la concentration interne de certaines de leurs substances organique. (**Bernstein, 1975**).

Les sols salins peuvent imposer des effets spécifiques ioniques sur les plantes parce que les fortes concentrations d'ions sodium, chlore, sulfate ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{Cl}^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ) accumulés dans les cellules, agissent en désactivant des enzymes, en inhibant la synthèse des protéines ou en favorisant le dépliage menant à la dénaturation des protéines et en affectant la photosynthèse (**Rasanen, 2002**).

### **II-3-4 Action du sel sur la croissance et le développement :**

La salinité est une contrainte majeure qui affecte la croissance et le développement des plantes (**Bouaouina et al, 2000**). La salinité des sols et des eaux demeure, pour les régions arides et semi arides, un obstacle majeur à la croissance des végétaux.

Les effets de la salinité sur la croissance des plantes varient en fonction du type de salinité, de la concentration du sel, de l'espèce, de la variété, de l'organe de la plante, ainsi que de son stade végétatif (**Levigneron et al, 1995**).

Les effets de la salinité se manifestent principalement par une diminution de la croissance de l'appareil végétatif, caractérisé par la faible ramification, le faible diamètre des organes, le nombre réduit des nœuds et les réductions du nombre de feuilles et de la longueur de la tige et par conséquent l'augmentation du rapport racine/tige. Une baisse des poids de

matières fraîches et sèches est aussi démontrée (**Rush et Epstein, 1981**). Cette inhibition de la croissance des plantes se fait selon trois manières principales :

Par une toxicité ionique (surtout de sodium et chlore ( $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ )), un stress osmotique et une perturbation nutritionnelle (**Greenway et Munns, 1980 ; Levigneron et al, 1995**). Une réduction de la croissance de la partie aérienne est la première réponse observée des glycophytes à l'augmentation de la salinité au niveau des racines. Il s'agit de l'effet destructif le plus significatif en cas d'une exposition prolongée à la salinité.

Il s'est avéré aussi que les feuilles sont les tissus les plus sensibles de la plante à une salinité excessive, par contre la croissance des racines s'en trouve faiblement affectée (**Benmahioul et al., 2009**). Ainsi, le chlorure de sodium inhibe la croissance des racines des glycophytes, qu'elles soient réputées très sensible à la salinité, moyennement sensible ou plutôt tolérantes (**Lemzeri, 2006**). Néanmoins, cette inhibition est généralement moins marquée que celle des parties aériennes. C'est ainsi qu'une concentration élevée de sodium ( $\text{Na}^+$ ) et des chlorures ( $\text{Cl}^-$ ) peut être toxique aux plantes avec pour résultat une inhibition de la croissance (**Greenway et Munns, 1980**).

Une grande partie des pertes de croissance est aussi attribuée à l'accumulation ionique au niveau des feuilles. Cette accumulation est alors capable de gêner et de troubler l'activité enzymatique et les processus métaboliques ainsi que les microstructures des feuilles. La croissance peut être freinée au milieu salin par un approvisionnement limité en éléments minéraux indispensables tels que le potassium ( $\text{K}^+$ ) et les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ). BOIS (2005), confirme que la réduction de l'absorption des ions nitrate ( $\text{NO}_3^-$ ) est à l'origine de la diminution de la croissance. Alors, la croissance des espèces végétales est ralentie lorsque la concentration saline du milieu externe dépasse 100 mM, et la salinité devient létale à partir de 300 mM (**Greenway et Munns, 1980**).

La salinité influe également sur la croissance et la qualité des fruits dont l'aspect fruits plus petits et nécrosés, et la qualité organoleptique sont modifiés (**Levigneron et al, 1995**). La production totale des fruits de plusieurs espèces et le poids moyen des fruits diminuent linéairement avec l'augmentation de la salinité. Normalement, l'obtention des fruits avec nécrose apicale est attribuée à un déséquilibre de potassium ( $\text{Ca}^{2+}$ ) et / ou à un stress hydrique.

### **II-3-6 Effet de la salinité sur la photosynthèse :**

La salinité réduit la croissance et la photosynthèse de la plante. Cette réduction est due aux effets complexes d'interactions osmotiques, ioniques, et nutritionnelles (**Rasanen, 2002**).

La présence du chlorure de sodium dans le sol a généralement pour effet de réduire l'intensité de la transpiration des glycophytes et de nombreux halophytes en l'absence de

toute diminution de la turgescence. GREENWAY et MUNNS (1980) suggèrent que la salinité affecte en premier lieu la croissance de la plante puis la photosynthèse, causant suite aux phénomènes de « *Feed-back* » une réduction de la capacité photosynthétique. Particulièrement chez les glycophytes, la présence continue de chlorure de sodium (*NaCl*) dans le milieu de culture entraîne une augmentation d'une part de l'épaisseur des limbes (Ce qui deviendrait un élément limitant dans la porosité stomatique) et d'autre part des vitesses d'ouverture des stomates.

La photosynthèse étant réduite chez les plantes cultivées en milieu salin. MUNNS (1993) a tout d'abord pensé que cet effet dépressif serait à l'origine de la diminution de la croissance. Toute fois, comme cette croissance diminue plutôt que la photosynthèse et, à long terme, elle décline davantage que cette dernière ; il a alors considéré que l'accumulation de carbone par les plantes serait affectée par la salinité à cause d'une réduction de l'indice foliaire plutôt que du taux de la photosynthèse.

Le sel peut également provoquer la modification de la densité des stomates, du nombre et du diamètre des vaisseaux du xylème chez les halophytes, ou accélérer le cycle biologique avec changement de la voie métabolique de fixation du carbone (**Levigneron et al, 1995**).

### Chapitre III : Les métaux lourds

#### III-1 Généralité sur les métaux lourds :

Les éléments traces métalliques dans les sols proviennent en partie de l'altération de la roche-mère mais aussi de sources externes au sol : dépôts atmosphériques, épandages d'engrais et différentes activités humaines. Certaines de ces éléments traces métalliques sont des oligo-éléments nécessaires pour la vie des plantes et des animaux. Mais en excès, ces métaux deviennent toxiques. Les éléments traces métalliques issus de l'altération des minéraux primaires sont redistribués sur et dans les minéraux secondaires, sur la matière organique des sols, et dans la solution du sol. Ces éléments traces métalliques peuvent aussi être prélevés par les plantes ou percoler vers les nappes phréatiques (Semlali R. M., Denaix L., Van Oort F., 2002).

#### III-1-1 Définition des métaux lourds :

L'expression « métal lourd » désigne pour les chimistes des métaux de numéro atomique élevé (Jeannot *et al.*, 2001), de densité supérieure à 5 g/cm<sup>3</sup> et qui forment insolubles. Le cadmium, le manganèse, le cobalt, le chrome, le cuivre, le plomb, le mercure, le nickel et le zinc sont les métaux lourds les plus souvent rencontrés dans les sols.

Dans le domaine de l'environnement, on associe fréquemment aux métaux lourds l'arsenic, qui est un métalloïde lourd (Jeannot R., Lemièrre B., Chiron S. & *al.*, 2001).

Elément																	
H																	He
Li	Be											B	C	N	O	F	Ne
Na	Mg											Al	Si	P	S	Cl	Ar
K	Ca	Sc	Ti	V	Cr	Mn	Fe	Co	Ni	Cu	Zn	Ga	Ge	As	Se	Br	Kr
Rb	Sr	Y	Zr	Nb	Mo	Tc	Ru	Rh	Pd	Ag	Cd	In	Sn	Sb	Te	I	Xe
Cs	Ba	La	Ce	Pr	Nd	Pm	Sm	Eu	Gd	Tb	Dy	Ho	Er	Tm	Yb	Lu	
			Hf	Ta	W	Re	Os	Ir	Pt	Au	Hg	Tl	Pb	Bi	Po	At	Rn
Fr	Ra	Ac	Th	Pa	U	Np	Pu	Am	Cm	Bk	Cf	Es	Fm	Md	No	Lr	

Métaux lourds
Non-métaux et métalloïdes associés

Figure 2 : Métaux lourds dans la classification périodique (Jeannot R., Lemièrre B., Chiron S. & *al.*, 2001)

- a- Les métaux essentiels :** sont des éléments indispensables à l'état de trace pour de nombreux processus cellulaires et qui se trouvent en proportion très faible dans les tissus biologiques (**Loué, 1993**).

Certains peuvent être toxiques lorsque la concentration dépasse un certain seuil. C'est le cas du cuivre (Cu), du nickel (Ni), du zinc (Zn), du fer (Fe). Par exemple, le zinc (Zn), à la concentration du millimolaire, est un oligo-élément qui intervient dans de nombreuses réactions enzymatiques (déshydrogénases, protéinase, peptidase) et joue un rôle important dans le métabolisme des protéines, des glucides et des lipides (**Kabata-Pendias et Pendias, 2001**).

- b- Les métaux toxiques :** ont un caractère polluant avec des effets toxiques pour les organismes vivants même à faible concentration. Ils n'ont aucun effet bénéfique connu pour la cellule. C'est le cas du plomb (Pb), du mercure (Hg), du cadmium (Cd). (**Huynh, 2009**).

### **III-1-2 Origine :**

Il est important de rappeler que les métaux et métalloïdes lourds sont présents de façon naturelle dans les sols. Ils proviennent en grande partie de l'altération de la roche mère du sous-sol. La plupart des sources de métaux lourds dans les sols sont aussi liées à l'activité humaine : stockage de déchets industriels et urbains (mines et fonderies de métaux non ferreux, décharges publiques ; pratiques agricoles (pratique de la fertilisation à l'aide de compost urbain, de déjections animales ou de boues de station d'épuration) ; pollution dues à des retombées atmosphériques (utilisation de combustibles fossiles, essence au plomb, poussières des industries métallurgique, incinération des ordures ménagères...) (**Jeannot R., Lemière B., Chiron S. & al., 2001**).

### **III-2 Généralité sur le plomb :**

#### **III-2-1 Propriétés physico-chimiques du plomb :**

Le plomb, du latin *plombum*, est un métal mou et gris, sans goût ni odeur caractéristique, se trouvant habituellement en petite quantité dans la croûte terrestre. Il appartient au groupe IV b de la classification périodique des éléments. Ses principales propriétés physico-chimiques sont présentées dans le tableau (**Sposito et al, 1982**). Sa configuration électronique est  $[Xe]4f^{14} 5d^{10} 6s^2 6p^2$  avec deux électrons non appariés sur la

dernière couche. Cette configuration électronique autorise les degrés d'oxydation (+2) et (+4), en plus de la forme métal (Sposito *et al*, 1982).

**Tableau 2 :** Principales propriétés physico-chimiques du plomb (Sposito *et al*, 1982).

<b>Symbole</b>	<b>Pb</b>
<b>Numéro Atomique</b>	<b>82</b>
<b>Masse atomique</b>	<b>207,2 g.M<sup>-1</sup></b>
<b>Point de fusion</b>	<b>327° C</b>
<b>Point d'ébullition</b>	<b>1740° C</b>
<b>Densité</b>	<b>11.35</b>
<b>Configuration électronique</b>	<b>[Xe] 4f<sup>14</sup> 5d<sup>10</sup> 6s<sup>2</sup> 6p<sup>2</sup></b>
<b>Valence</b>	<b>0, +2, +4</b>
<b>Rayons ioniques</b>	
<b>Pb<sup>2+</sup></b>	<b>0.94 à 1.49 A</b>
<b>Pb<sup>4+</sup></b>	<b>0.78 à 0.94 A</b>

Dans les milieux naturels, les espèces inorganiques du plomb incorporent cet élément sous le degré l'oxydation (+2). Le degré d'oxydation (+4) n'est représenté que dans des conditions très oxydantes non rencontré dans les sols : il se retrouve majoritairement dans les composés organiques dont la source est principalement anthropique (Sposito *et al*, 1982). La forme 0 (plomb natif) n'est quand à elle que rarement représentée car elle nécessite des conditions peu courante dans un sol (conditions très réductrices). Les propriétés physico-chimiques du plomb (tableau) sont très importantes pour la compréhension des mécanismes de biodisponibilité et d'action de ce métal.

Dans le milieu naturel, le plomb peut être rencontré sous la forme de 4 isotopes stables : Pb<sup>204</sup>, Pb<sup>206</sup>, Pb<sup>207</sup> et Pb<sup>208</sup> dont les pourcentages d'abondances sont respectivement 1.48, 23.6, 22.6, et 52.3%.

La signature isotopique est utilisée dans les matériaux environnementaux (sol, sédiment et plantes) pour différencier le plomb d'origine naturelle et celui issu de pollution anthropique (Semlali *et al*, 2001).

En ce qui concerne les sources « anthropique » du plomb, on remarque deux sources principales, celles liées à l'industrie et celles associées aux carburants automobiles (**Semlali et al, 2001**).

### **III-2-2 Origines de la pollution par le plomb :**

Le plomb retrouvé dans l'environnement provient à la fois de sources naturelles et anthropiques. Le métal est présent dans le sol, mais également dans tous les autres compartiments de l'environnement : eau, air et même les êtres vivants (**Nriagu, 1978 ; Baize, 2002**).

Le plomb est naturellement présent en moyenne à 0,002% dans la croûte terrestre (36<sup>ème</sup> élément de la croûte terrestre), généralement sous forme peu soluble. Des dérivés inorganiques sont présents dans les eaux, les sédiments, les sols, l'atmosphère et éventuellement en micro-traces chez les organismes vivants.

Les sols non contaminés contiendraient de 10 à 30 mg.kg<sup>-1</sup> (**Nriagu, 1978 ; Baize, 2002**).

A l'état naturel, le plomb (Pb) se retrouve dans l'environnement sous forme de galène (sulfure de plomb), de cérusite (carbonate de plomb), et d'anglésite (sulfate de plomb). La forme la plus abondante est la galène, la cérusite et l'anglésite apparaissent lors de l'oxydation de la galène (**Brunet, 2008**).

Dans l'aire, les émissions de plomb provenant de poussières volcaniques véhiculées par le vent sont reconnues d'importance mineure (**Pichard, 2003**), la majorité du plomb contenue dans l'aire ambiante provient de la combustion de l'essence plombée, en milieu urbain environ 90% du plomb est émis dans l'atmosphère par le gaz d'échappement mais la pollution de l'air par le plomb (Pb) a considérablement diminué depuis l'arrêt des essences plombées, (Source CITEPA traitement OPECST).

A ce jour, les principales sources de contaminations en plomb (Pb) sont les rejets anthropiques. Ils proviennent principalement des industries qui extraient et purifient le plomb (Pb) naturel et qui recyclent les composants contenant du plomb (Pb) comme les batteries et leurs retombées atmosphériques contaminent les sols. A ceci s'ajoute les déchets industriels et détérioration des peintures extérieures à base de plomb (Pb). Des rejets provenant des industriels sidérurgiques ainsi que les réseaux de canalisations de distribution d'eau anciennes, contenant du plomb (Pb), contaminent les eaux (**Pichard, 2003**).

### **III-2-3 Différentes utilisations du plomb :**

La présence généralisée du plomb dans l'environnement est essentiellement due aux activités humaines. Cette origine anthropique est multiple car les utilisations passées ou présentes du plomb sont très nombreuses (**Baron, 2001**).

Activités métallurgiques : Elles comprennent la métallurgie de première fusion lors de laquelle le minerai de plomb subit différents traitements afin d'extraire le plomb et les autres métaux. Il existe aussi la métallurgie de 2<sup>ème</sup> fusion ou recyclage, qui consiste à obtenir du métal par la récupération de déchets contenant du plomb.

Production d'essence au plomb : Le tétra-éthyle de plomb ( $Pb(C_2H_5)_4$ ) était le principal constituant des agents antidétonants ajouté à l'essence, pour augmenter le taux d'octanes. Cette utilisation est interdite depuis le 1<sup>er</sup> janvier 1996. Avant son interdiction, le plomb utilisé dans l'essence représentait la majeure partie du plomb disséminé, à cause des émissions de fumées.

Protection contre les radiations : Du fait de sa densité importante, le plomb est utilisé pour la protection contre le rayonnement  $\gamma$ .

Accumulateurs : Les batteries au plomb sont constituées de 2 électrodes, une positive ( $PbO_2/PbSO_4$ ) et une négative ( $Pb/PbSO_4$ ) immergées dans une solution d'acide sulfurique ( $H_2SO_4$ ). Une batterie contient environ 8,6 kg de plomb. Les batteries restent la principale utilisation du plomb actuellement.

Munitions : (cartouches et grenailles de plomb) et lest de pêche. Des études (**Baron, 2001**) ont montré que cette utilisation était responsable du saturnisme des oiseaux. De plus, cela entraîne la dispersion d'environ  $8000 \text{ t.an}^{-1}$ , dont les  $\frac{3}{4}$  sont dus à la chasse (**Brgm, 2004**).

Peintures, pigment, apprêts : La cérusite ou blanc de plomb ont été utilisés dans les peintures pendant près de 2000 ans.

Le plomb a également été utilisé comme composante de nombreux pigments en peinture. Le minium ( $Pb_3O_4$ ) est appliqué sous forme d'une couche anti-rouille sur de l'acier (interdit désormais comme peinture pour la coque des navires : submarine). Le stéarate de plomb ( $Pb(C_{17}H_{35}COO)_2$ ) et l'acétate de plomb ( $Pb(CH_3COO)_2$ ) sont ajoutés à la peinture ou aux vernis comme dessiccateurs. L'utilisation dans les peintures est arrêtée depuis 2002.

Verre et cristal : Le plomb est utilisé pour abaisser la température de fusion et pour assurer une meilleure transparence. Une fois que le plomb est relâché dans l'atmosphère, il peut traverser des milliers de kilomètres, surtout si les particules sont submicroniques ou s'il est sous forme de composés organiques volatils.

L'alimentation : le plomb provient des procédés de stockage et de fabrication (conserverie) et des boissons. Et les canalisations d'eau potable. (Czernichow, 2006).

Le plomb trouvé dans les sols urbains vient des habitats anciens (peintures, chauffage au fuel...) ainsi que des émissions de fumées automobiles. Celui trouvé dans les sols ruraux vient plutôt des activités industrielles (production de batteries,...), des munitions pour la chasse, des manufactures et des mines (Cecchi, 2008).

Il faut aussi considérer le plomb qui vient de l'atmosphère et qui se dépose, lessivage des peintures, ainsi que les pluies acides, le fonctionnement des décharges et des stations d'épurations. (Cecchi, 2008). De fortes concentrations en plomb sont mesurées à proximité des routes. Elles proviennent d'abord des anciennes émissions de gaz d'échappement des automobiles (Cecchi, 2008).

Le plomb s'est alors solidement fixé aux particules de sol. Une petite partie de ce plomb peut être entraîné dans les rivières et les lacs, lors du processus d'érosion qui arrachent les particules de sol liées au plomb et les entraînent par ruissellement vers les hydrosystèmes de surface. Le mouvement du plomb associé aux particules du sol dépend du type de plomb (sels ou composés) et des caractères physico-chimiques du sol. Le niveau de plomb peut augmenter dans les plantes, les animaux, l'air, l'eau ou les sols. En effet, la consommation de produits contaminés entraîne le passage de plomb dans les organismes (Czernichow, 2006).

### **III-2-4 Le plomb dans le compartiment sol-plante :**

#### **III-2-4-1 Le plomb dans le sol :**

##### **a- Origines et comportement du plomb dans le sol :**

Le plomb est un élément minéral naturellement présent dans la croûte terrestre, en général à de faibles teneurs, son origine dans les sols étant liée à sa présence dans la roche mère. Ceci peut cependant conduire parfois à des teneurs sensiblement plus élevées dans certains gisements. Mais, ce sont surtout les dépôts continus de métaux et métalloïdes par les activités humaines qui ont conduit à leur accumulation dans les différents compartiments de

l'environnement. Ceci surtout au voisinage des centres urbains et industriels, mais également dans des zones plus reculées (**Raskin et Ensley, 2000**).

Dans le sol, plomb (Pb) peut se retrouver sous forme ionique, dissout, ou lié plus ou moins fortement aux particules (**Raskin et Ensley, 2000**). L'accumulation de plomb (Pb), provenant des retombées atmosphériques, ou de déchets contaminés déposés sur le sol, se fait principalement dans les horizons de surface (**Sterckeman et al. 2000**) et plus précisément dans les horizons riches en matières organiques. Les teneurs en plomb (Pb) diminuent ensuite, plus en profondeur (**Abreu et al. 1998**). Ceci s'explique par le fait que le plomb (Pb) est peu mobile. Etant principalement associé aux argiles, aux oxydes, aux hydroxydes de fer et d'aluminium et à la matière organique, il n'est mobile que lorsqu'il forme des complexes organiques solubles et/ou que le sol a dépassé sa capacité de sorption pour le plomb (Pb) (**Morlot, 19996 ; Raskin et Ensley, 2000**).

Le comportement du plomb dans un sol dépend de différents facteurs comme sa dynamique propre mais également des caractéristiques pédologiques et physico-chimiques du sol (**Baize, 1997**). Il peut être soit sous forme liée aux particules de terre soit dans la phase aqueuse. Dans les sols contaminés, la forme chimique initiale et la teneur en polluant apportée ont également une influence. (**Hinsinger, 1996, Dumat et al., 2001 ; Ferrand et al., 2006**). Il est donc fondamental de déterminer la genèse, la répartition, la localisation la configuration des associations du plomb avec les différents constituants du sol (**Baize, 1997**).

#### **b- Mobilité du plomb dans le sol :**

Le plomb étant en général considéré comme un élément peu mobile dans les milieux naturels, il a donc tendance à s'accumuler dans les horizons superficiels des sols. Les travaux de (**Sterckeman, 2000**), démontrent que dans des profils de sol au voisinage des fonderies, le plomb est essentiellement concentré dans les 30 premiers centimètres (**Sterckeman, 2000**).

La mobilité du plomb est principalement contrôlée par sa spéciation (forme chimique) en phase aqueuse et par des processus d'adsorption/désorption ainsi que de dissolution/précipitation. Et par le rôle de certains paramètres tels que le pH, le potentiel redox (Le potentiel d'oxydoréduction), la composition minéralogique (matière organique, argile, oxydes...) du sol ou du sédiment (**Sterckeman, 2000**).

#### **➤ Influence du pH :**

C'est le facteur qui influence le plus la mobilité et la biodisponibilité du plomb (**Swaine, 1986**). Les risques de mobilité sont plus grands dans les milieux acides, alors que la solubilité diminue avec l'élévation de pH. A pH 5, le plomb semble majoritairement adsorbé aux oxydes et aux matières organiques (**Alloway, 1995**), et une augmentation du pH a pour effet de rendre le plomb moins biodisponible.

➤ **Influence du potentiel redox :**

Le potentiel d'oxydoréduction (Eh) exprime le flux d'électrons des agents réducteurs vers les agents oxydants. Il est contrôlé par l'activité des électrons en solution (**Sposito, 1983**). Bien que le plomb garde globalement le même état d'oxydation dans les milieux naturels, sa mobilité va néanmoins être affectée par des variations de potentiels redox du milieu. Ces variations sont susceptibles de modifier la chimie de la phase aqueuse, pouvant entraîner des phénomènes de précipitation de minéraux contenant du plomb. A l'inverse, ces variations de potentiel redox peuvent entraîner la dissolution de phases porteuses de plomb. (**Chuang et al., 1996**) observent une augmentation de la solubilité du plomb et du zinc lorsque le potentiel redox diminue.

➤ **Influence de la composition minéralogique du sol :**

Dans la mesure où la mobilité du plomb est majoritairement contrôlée par des phénomènes d'adsorption ou de précipitation/dissolution, elle va être dépendante de la composition minéralogique du sol, notamment de la teneur en phases adsorbante (matière organique, argile, oxydes...). La teneur en carbonates va également affecter la mobilité du plomb. En effet, dans les sols riches en carbonates, le plomb va pouvoir être piégé par simple adsorption à la surface de la calcite ou par précipitation minérale due aux pH élevés de ce type de sol. (**Veeresh et al., 2003**) ont étudié l'adsorption de métaux lourds dont le plomb sur 3 types de sol : acides, neutres et alcalins. Les résultats obtenus montrent que les à un piégeage du plomb par précipitation ou Co-précipitation minérale (carbonates, oxydes...) à l'inverse dans les sols acides, le plomb semble lié à la fraction échangeable et a donc une plus grande mobilité potentielle.

Les microorganismes peuvent aussi limiter la mobilité des métaux, par des phénomènes d'adsorption à l'interface solide/liquide, les bactéries jouant un rôle de transport des métaux dans la phase liquide. Elles peuvent aussi augmenter le lessivage et la dissolution des métaux en sécrétant des molécules organiques, qui entraînent une acidification du sol (**Ernet, 1996**).

### **III-2-5 Le plomb dans la plante :**

#### **III-2-5-1 La phytodisponibilité :**

La notion de phytodisponibilité découle directement de la notion de biodisponibilité définie comme « l'aptitude d'un élément à être transféré d'un compartiment du sol vers un organisme vivant (bactérie, végétal, animal, homme) » (**Baize, 1997**). Ainsi, selon (**Hinsinger et al., 2005**), est biodisponible pour une plante (phytodisponible), la fraction d'un élément susceptible d'être absorbée par les racines.

La phytodisponibilité des ETM est fortement corrélée à la concentration d'espèces ioniques dans la solution du sol (**Kabta-Pendias et Pendias, 1992**). Elle est également largement dépendante des propriétés du sol, de l'espèce végétale considérée et de l'élément en question. La phytodisponibilité va donc dépendre des différents paramètres permettant le transfert de la phase solide du sol vers le végétal (**Hinsinger et al., 2005**) :

- La disponibilité ou mobilité chimique
- L'accessibilité ou mobilité physique
- L'assimilation ou mobilité biologique

#### **III-2-6 Impact du plomb sur les végétaux :**

La toxicité du plomb dépend de sa concentration dans le milieu, de sa spéciation, des propriétés du sol, et enfin de l'espèce végétale concernée. Les plantes mettent en place diverses barrières physiques pour se protéger, quand le plomb a réussi à passer à travers ces barrières de protection, il peut affecter de nombreux processus physiologiques de la plante. Les premiers effets ne provoquent pas de symptômes visibles, ceux-ci ne se manifestant qu'en cas de toxicité avancée (**Cecchi, 2008**).

Le premier effet des métaux lourds observable chez les végétaux est une inhibition de la croissance. Celle-ci s'accompagne très souvent de nombreux autres indices de dysfonctionnement : chlorose foliaire, importantes lésions nécrotiques, jaunissement progressif, repliement ou dessèchement du feuillage, les bases moléculaires de ces perturbations sont encore mal connues, mais on admet généralement qu'elles résultent d'un stress oxydatif, du à la production d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) ou « Réactive Oxygen Species » (ROS). Qui altèrent toute une série de substrats biologiques importants, et

modifient les domaines fonctionnels des biomolécules pouvant conduire à la mort cellulaire (Cheng, 2003).

### **III-2-7 Effets du plomb sur les plantes :**

#### **III-2-7-1 Effets sur la germination et la croissance :**

A l'échelle macroscopique, le plomb entraîne des effets néfastes sur les plantes. En premier lieu, la germination est fortement inhibée par les ions plomb ( $Pb^{2+}$ ) à très faibles concentrations (Mishra *et al.*, 1998 ; Tomulescu *et al.*, 2004). De plus fortes doses conduisent à une inhibition totale de la germination chez les espèces végétales, comme le haricot (Wierzbicka *et al.*, 1998).

Le plomb réduit également fortement le développement de la plantule et des racinelles (Mishra et Choudhuri, 1998). Un traitement à de faibles concentrations en plomb inhibe la croissance des racines et des parties aériennes (Makowski *et al.*, 2002 ; An, 2006). Cette inhibition est plus importante pour la racine, ce qui peut être corrélé à plus forte teneur en plomb de cette dernière. (Obroucheva *et al.*, 1998).

L'accroissement de biomasse végétale est diminué par de fortes doses de plomb (Xiong *et al.*, 2006). Sur de longues durées, les traitements au plomb, même à des doses non-létales, peuvent conduire à l'apparition de nécroses au niveau des apex racinaires et des feuilles, ainsi que des chloroses foliaires (Liu *et al.*, 2000). L'ensemble des perturbations macroscopiques observées est la résultante :

- De l'interaction du plomb avec les différents composants cellulaires et les macromolécules (protéines, ADN...).
- De la perturbation de nombreux processus physiologiques comme la régulation du statu hydrique, la nutrition minérale, la respiration ou la photosynthèse.

#### **III-2-7-2 Effet sur la Photosynthèse :**

Chez les plantes, l'exposition au Pb conduit à une forte inhibition de la photosynthèse, du rendement photosynthétique, et à une limitation du taux d'assimilation de  $CO_2$ . Le rendement photosynthétique, très sensible, peut chuter de plus de 50% (Bazzaz *et al.*, 1975 ; Poskuta *et al.*, 1987). Cette inhibition s'explique par la diminution des teneurs en chlorophylle et en caroténoïdes généralement constatée (Chen *et al.*, 2007 ; Gopal *et al.*, 2008).

La chlorophylle b semble plus sensible que la chlorophylle a (**Wozny et al., 1995 ; Vodnik et al., 1999**). Toutefois, ces effets varient en fonction des espèces végétales. Les mécanismes de réduction de la teneur pigmentaire sont, en partie, élucidés. Le plomb induit l'activité chlorophyllase dans les feuilles (**Drazkiewicz, 1994**), mais le mécanisme principal semble être l'inactivation de la synthèse de ces pigments. Le plomb interagit à ce niveau de deux façons : (i) d'une façon directe, en se substituant aux ions divalents liés aux métallo-enzymes. C'est notamment le cas avec l'-aminolevulinate déshydratase ou ALAD qui est à la base de la synthèse des chlorophylles et dont l'ion zinc ( $Zn^{2+}$ ) est remplacé par plomb ( $Pb^{2+}$ ) ; (ii) d'une façon indirecte, en induisant une carence en ces ions divalents (**Foy et al., 1978**).

Il est, par exemple, admis que les chloroses foliaires sont généralement le signe d'une carence en fer indispensable à la synthèse des chlorophylles (**Foy et al., 1978**). Le plomb induit des déformations dans les structures des chloroplastes, plus sensibles que les mitochondries (**Weryszko-Chmielewska et al., 2005 ; Islam et al., 2007**).

Il provoque également un changement dans la composition des lipides de la membrane chloroplastique (**Stefanov et al., 1995**). Le plomb, en induisant une fermeture des stomates, limite considérablement les flux gazeux entre les feuilles et le milieu extérieur. Cette limitation du flux de oxyde de carbone ( $CO_2$ ) entrant est considérée comme la cause principale de la forte réduction de la fixation du oxyde de carbone ( $CO_2$ ) observée (**Bazzaz et al., 1975 ; Parys et al., 1998**).

### **III-3 Effets du plomb sur la plante du radis (*Raphanus sativus L.*) :**

Le plomb inhibe la croissance du radis (*Raphanus sativus L.*) qui se manifeste par une réduction du poids frais de la plante (biomasse produite), diminution de la taille et réduction du nombre de feuilles. Ces résultats obtenus sont en accord avec ceux de (**Sereguine et Ivanov, 1998**) qui ont également observé une inhibition de 50% de la croissance des racines du maïs traité par le nitrate de plomb, (**Garg et al., 2004; Anuradha et Rao, 2007; Gopal et Rizvi, 2008; Biteur et al., 2011; Dan wang et al., 2012; Ait hamadouche et al., 2012**), qui ont révélé une diminution des paramètres biométriques chez le radis stressé par les métaux lourds.

**PARTIE 02 :**

***MATERIELS***

***&***

***METHODES***

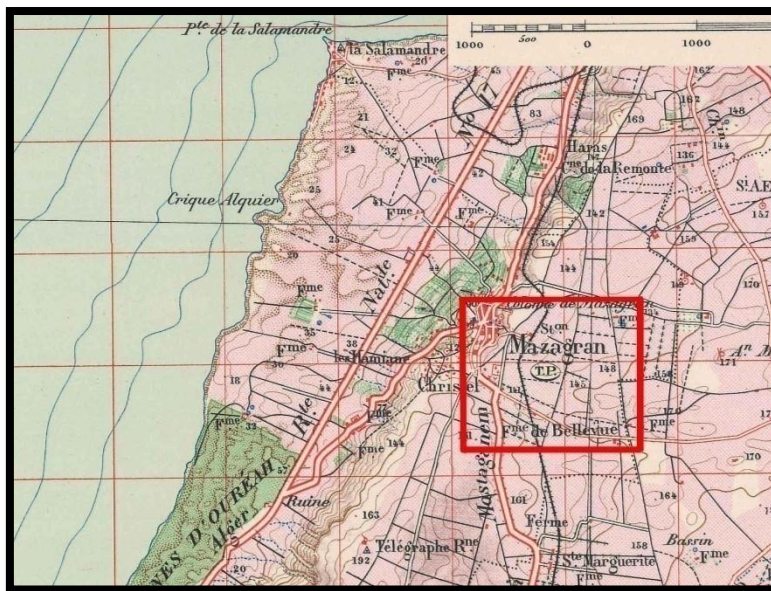
## Chapitre IV : Matériels et méthodes

### IV-1 Le but de travail :

L'objectif de notre travail est de suivre le comportement du radis (*Raphanus sativus* L.) cultivée dans des conditions de stress métallique induit par la présence de plomb et du NaCl dans le milieu de culture, afin d'évaluer l'effet de ce stress sur le bilan minéral de la plante. L'étude a été réalisée dans une serre sous des conditions contrôlées afin d'étudier le fonctionnement morphologique, physiologique et biochimique de la plante.

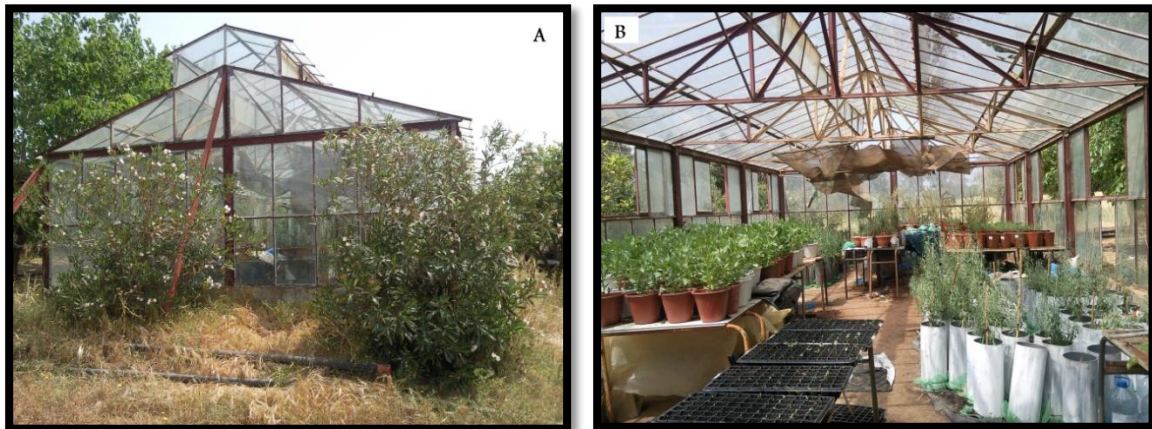
### IV-2 Site expérimentale :

Cette station située dans la commune de Mazargan à 4 Km au sud de Mostaganem entre 35°35'35", de l'altitude et 0°, 4', 44" de longitude (Fig. 3).



**Figure 3 :** Station expérimentale du département d'agronomie

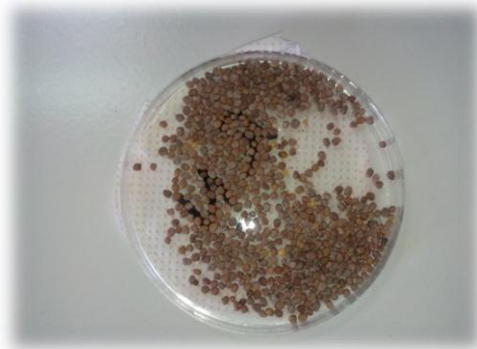
(Google Earth, 2012).



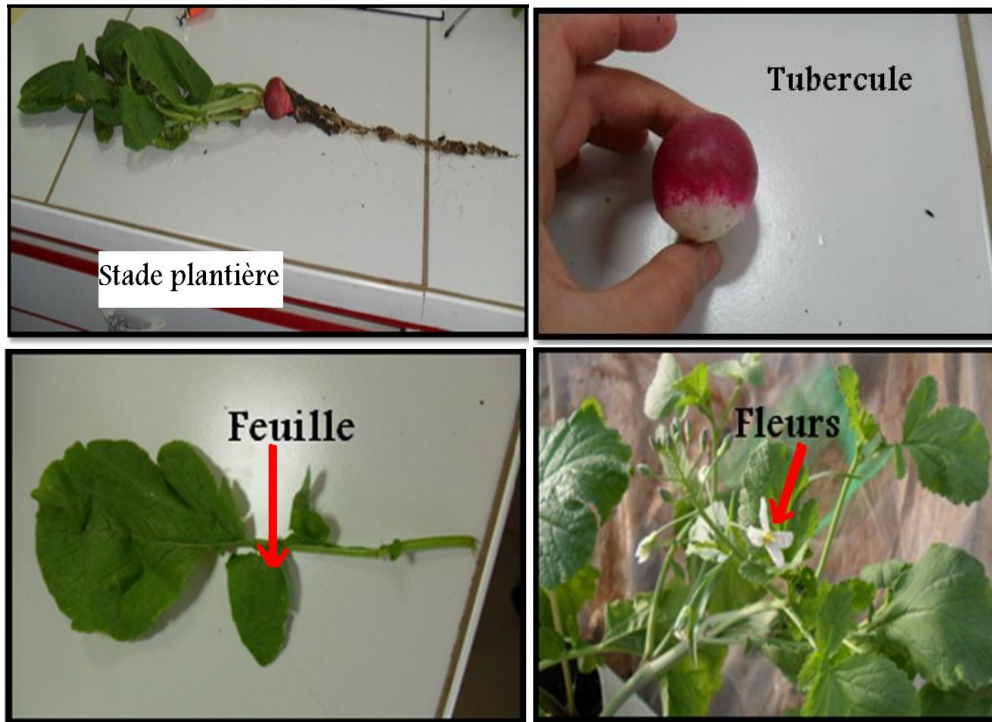
**Figure 4** : Présentation de la serre expérimentale (A : Vue latérale, B : Vue principale) représente le site d'étude (**Originale, 2017**)

#### IV-3 Matériel végétal :

Le matériel végétal utilisé dans cette étude est le radis (*Raphanus Sativus* L.) de la famille des *Brassicacées*, La plante a été choisie en raison de son utilisation au laboratoire comme plante modèle pour des études d'éco-toxicologie de différents polluants, ainsi pour son meilleur taux de germination, sa croissance rapide et sa biomasse importante.



**Figure 5** : Les grains de radis (*Raphanus sativus* L.) (**Originale, 2017**)



**Figure 6** : Les différentes parties de radis (*Raphanus sativus* L.) (Originale, 2017)

#### IV-3-1 Préparation du matériel végétal :

Le matériel biologique utilisé pour l'ensemble des expérimentations, est le radis (*Raphanus Sativus* L.). Les graines sont d'abord désinfectées à l'hydrochlorite de sodium à 2% pendant 10 min, puis rincées avec une solution de HCL  $10^{-3}$  N ( $2 \times 5$ ) pour éliminer toute contamination fongique (Young, 1926).

Puis rincées rigoureusement et abondamment à l'eau distillée 3 à 4 fois pendant 5 minutes, séchées avant la mise en germination.

Les tests de germination ont été effectués à l'obscurité dans une étuve réglée à  $25^{\circ}\text{C}$ . Doublement tapissées de papier filtre imbibé d'eau distillée. 30 graines du radis ont été testées pour chaque prétraitement. Les graines sont dénombrées quotidiennement durant 4 jours.

Le nombre de graines ayant germé est noté jusqu'à l'obtention du maximum de germination du lot témoin (eau distillée). Le taux de germination est calculé ainsi ; en pourcentage par rapport aux témoins (100%).

## IV-3-2 Préparation du substrat :



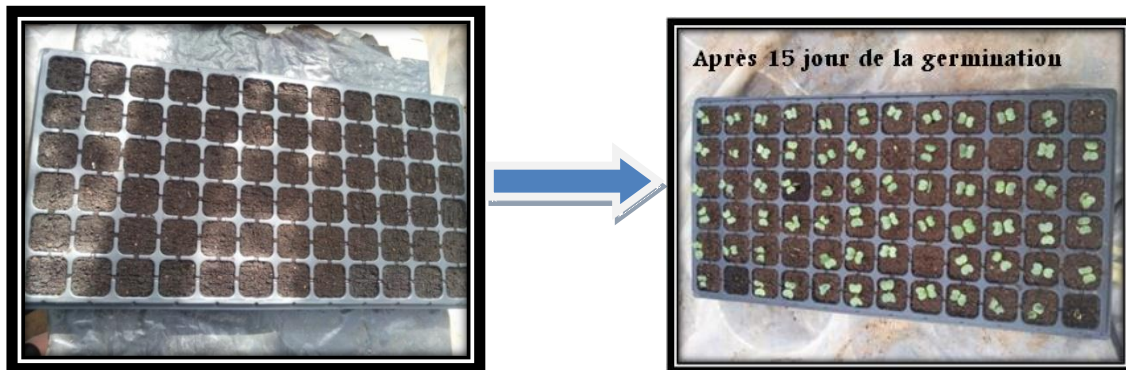
**Figure 7** : Les étapes de préparation de sable et d'un mélange de sable et de terreau  
(Originale, 2017)

Le substrat utilisé est constitué d'un mélange de sable et de terreau industriel à des proportions respectives de (2v/1v). Avant de l'utiliser, le sable subit plusieurs opérations de préparation, en premier lieu, il a été tamisé afin d'éliminer les débris végétaux et animaux, pour obtenir du sable fin. Puis rincé abondamment à l'eau de robinet, ensuite lavé par une solution de HCl, pour éliminer les sels (chlorures, les carbonates). Le sable est ensuite rincé plusieurs fois à l'eau distillée, séché à l'air libre.

#### **IV-3-3 La germination des graines :**

##### **III-3-3-1 Préparations de la pépinière :**

Les graines sont semées dans des plateaux alvéolés dans la tourbe à raison 1 graine/alvéole pendant une période de 15 jours pour assurer une bonne germination ces derniers sont arrosés par l'eau distillée, à raison trois fois par semaine.



**Figure 8 : La germination des graines (Originale, 2017)**

##### **III-4 Le repiquage des plantes :**





**Figure 9 :** Repiquage des plantes (Originale, 2017)

Au bout du 15 jour après la germination, les plantes sont repiquées soigneusement dans des cylindres de remplis de substrat mélangé, à raison de deux plantes par cylindre. Les cylindres sont disposés selon le plan d'expérimentation présenté dans les photos.

Les cylindres utilisés pour les expérimentation et ont un diamètre de 30 cm.



Figure 10 : Dispositif expérimental (Originale, 2017)

#### IV-3-5 L'arrosage :

L'arrosage est effectué 03 fois par semaines, 02 fois à l'eau distillée, et une fois par une solution nutritive.

**Tableau 3 :** La composition chimique de la solution nutritive.

Eléments majeurs	
N	20%
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	20%
K <sub>2</sub> O	20%
Oligoéléments	
Magnésium (MgO)	0.4%
Fer EDTA (Fe)	650 ppm
Manganèse (Mn)	650 ppm
Molybdène (Mo)	50 ppm
Souffre (SO <sub>3</sub> )	0.8%
Cuivre (Cu)	60 ppm
Zinc (Zn)	300 ppm
Bore (B)	300 ppm

#### IV-3-6 Le plomb :

Le plomb est utilisé Pb(NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub> à des concentrations de 500 mg/l, 1000 mg/l et 2000 mg/l.

**Tableau 4 :** La quantité d'une Pb(NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub> dans chaque dose.

Concentration mg/l	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> g/l
500	0.79
1000	1.59
2000	3.196

**IV-3-7 Préparation de solution du chlorure de sodium (NaCl) :**

Pour préparer une solution standard du chlorure de sodium, il faut mettre du chlorure de sodium (NaCl) desséché dans une fiole jaugée d'un litre de capacité, compléter le volume avec de l'eau déminéralisée jusqu'au trait de jauge.

**Tableau 5 :** La quantité d'une (NaCl) dans chaque dose.

Concentration (mmol.l <sup>-1</sup> )	(NaCl) g/l
40	2.43
80	4.68

**IV-3-8 Application du stress :**

Le plomb et chlorure de sodium sont préparés et appliqués au 1<sup>er</sup>, 2<sup>ème</sup> stress après un mois de repiquage des plantes. Les doses retenues sont équivalentes respectivement à (Tableau 6).

Pour chaque dose, trois répétitions.

**Tableau 6 :** Les doses du stress.

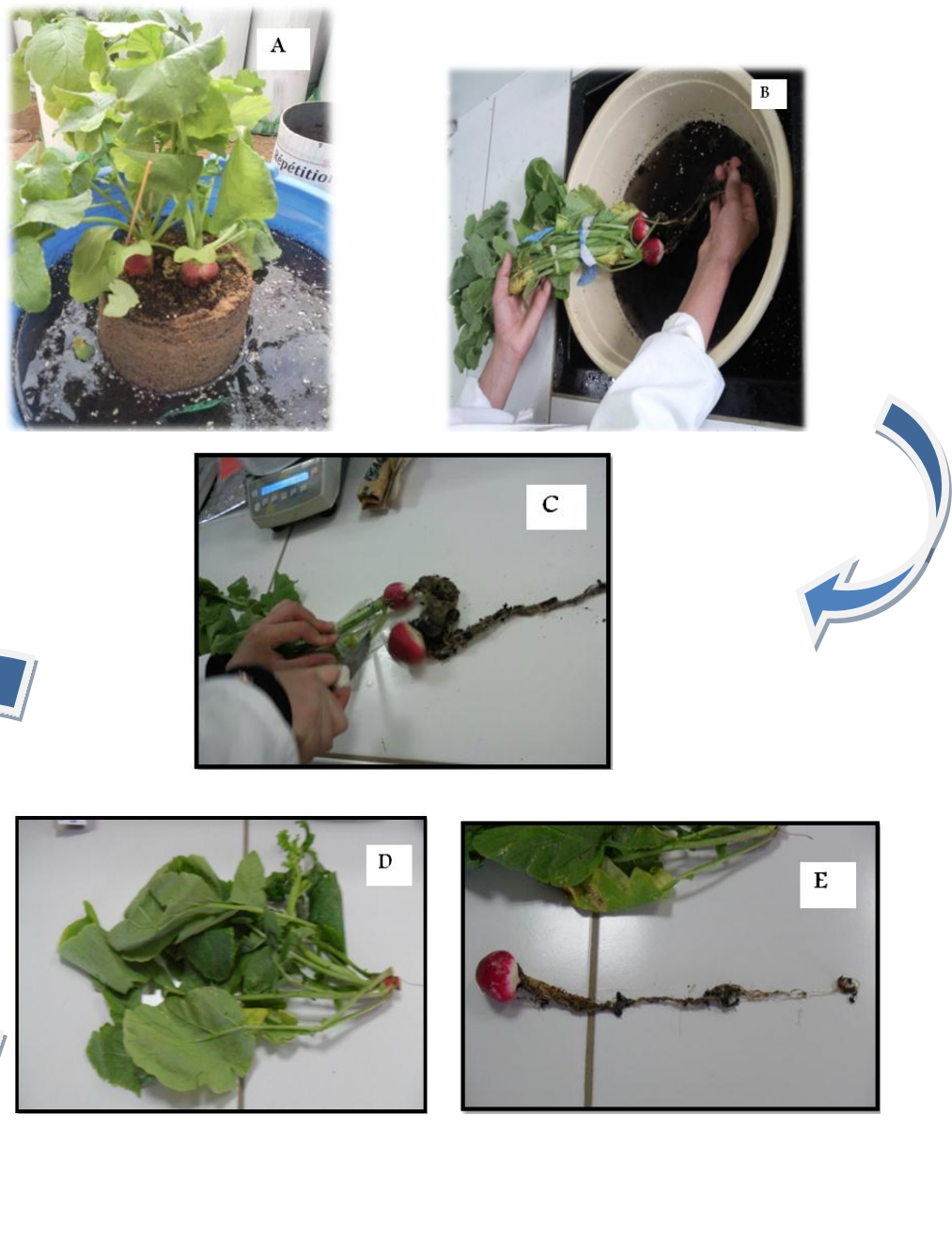
<b>Pb</b>		<b>0 mg/L</b>
		<b>500 mg/L</b>
		<b>1000 mg/L</b>
		<b>2000 mg/L</b>
<b>NaCl</b>		<b>0 mmol.l<sup>-1</sup></b>
		<b>40 mmol.l<sup>-1</sup></b>
		<b>80 mmol.l<sup>-1</sup></b>
<b>Pb + NaCl</b>	<b>Pb + 40</b>	<b>500 mg/L + 40 mmol.l<sup>-1</sup></b>
		<b>1000 mg/L + 40 mmol.l<sup>-1</sup></b>
		<b>2000 mg/L + 40 mmol.l<sup>-1</sup></b>
	<b>Pb + 80</b>	<b>500 mg/L + 80 mmol.l<sup>-1</sup></b>
		<b>1000 mg/L + 80 mmol.l<sup>-1</sup></b>
		<b>2000 mg/L + 80 mmol.l<sup>-1</sup></b>

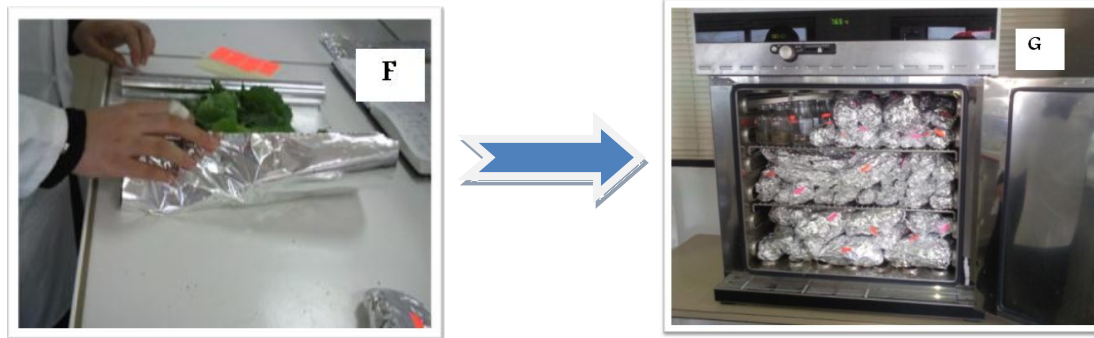
**IV-4 Récolte et préparation pour les analyses ultérieures :**

**IV-4-1 La récolte des plantes :**

A la fin de l'expérimentation, (Après 2 mois de culture), les plantes sont amenées au laboratoire. Une fois débarrassées de leur substrat, les plantes sont rincées de l'eau robinet. Puis séchées sur du papier filtre.

Pour chaque plante, deux échantillons sont constitués, partie aérienne (des feuilles, des tiges) et partie racinaire (des racines et des tubercules) s'effectue séparément. Elles sont ensuite posées dans du papier aluminium. Les échantillons sont alors conservés à -80°C.





**Figure 11** : Les étapes d'un récolte (A, B) Rincées les plantes de l'eau robinet ; (C, D, E) Démontage des plantes ; (F) Met dans du papier aluminium ; (G) Passage des plantes dans l'étuve réglée à 80°C pendant 48 heures. (**Originale, 2017**)

#### **IV-4-2 Paramètres étudiés :**

Les mesures effectuées sur les paramètres morphologiques des plantes (nombres de feuilles, hauteur des parties aériennes) ont été réalisés chaque semaine. Par ailleurs, les mesures du poids frais, la taille des plantes et l'étude des paramètres physiologiques, Biochimiques ont été réalisées à la fin de l'expérimentation.

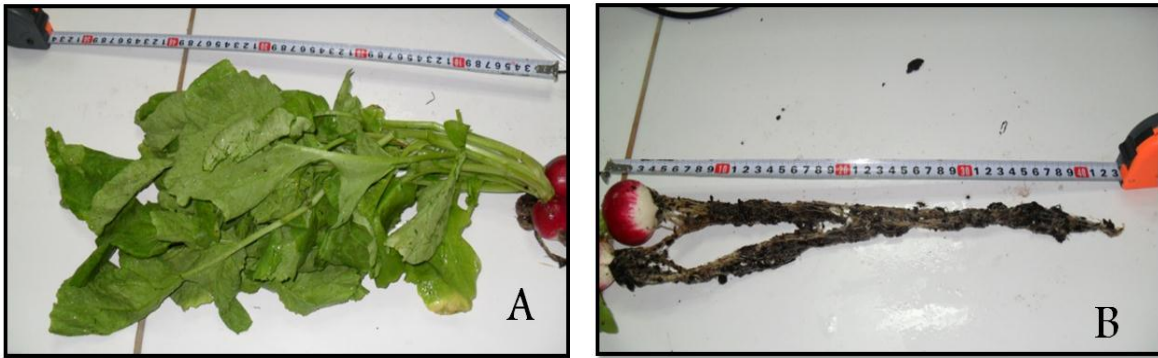
##### **IV-4-2-1 Paramètres morphologiques :**

Dans cette étude, nous avons signalé les changements ou les anomalies qui ont touché l'aspect extérieur de la plante.

Durant toute la période de l'expérimentation, une observation visuelle (décoloration, jaunissement, pigmentation, flétrissement...) et une mesure de croissance de la partie aérienne des plantes (nombre de feuilles, longueur) sont réalisées chaque semaine.

##### **IV-4-2-1-1 Hauteur de la partie aérienne et racinaire :**

La hauteur de partie aérienne et racinaire de chaque plante a été mesurée chaque semaine. La taille (cm) est mesurée à l'aide d'une règle graduée.



**Figure 12** : Mesure de longueur des parties aériennes (A) et racinaires (B)

Après la récolte. (Originale, 2017)

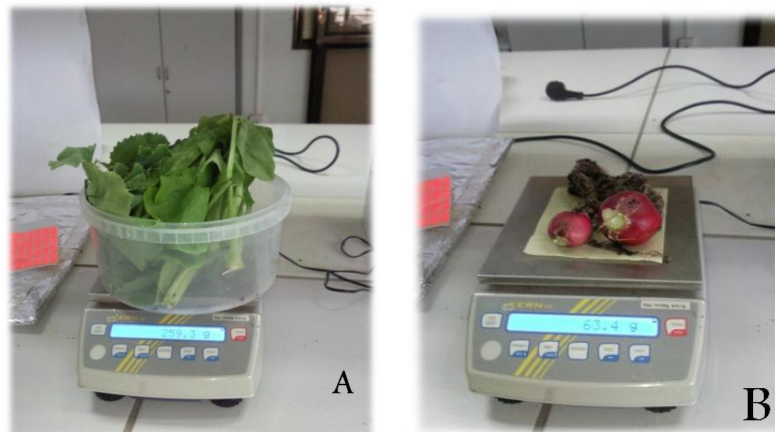
#### IV-4-2-1-2 Détermination du nombre de feuilles :

Le nombre de feuilles de chaque plante a été déterminé à partir de la deuxième semaine de repiquage.

#### IV-4-2-2 Paramètres biométriques :

##### IV-4-2-2-1 Mesure du poids frais :

Le poids (g) de chaque plante a été déterminé à l'aide d'une balance, juste après la récolte.



**Figure 13** : Le poids frais des parties aériennes (A) et racinaires (B) (Originel, 2017).

##### IV-4-2-2-2 Mesure du poids sec :

Le poids (g) sec des parties aériennes et racinaires de chaque plante, juste après le passage à l'étuve réglée à 80°C pendant 48 heures à la fin de l'expérimentation.

**IV-4-2-3 Paramètres physiologiques et biochimiques :**

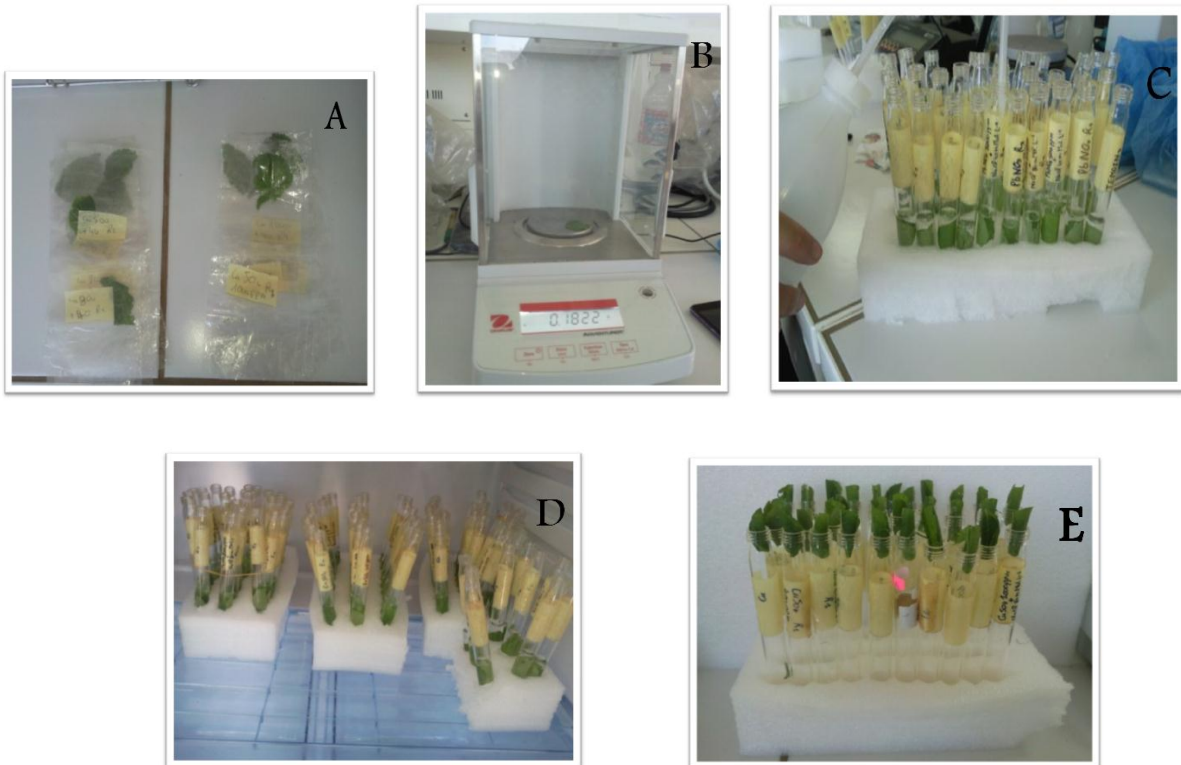
Les paramètres physiologiques et biochimiques (teneur relative en eau, teneur en chlorophylle et en caroténoïde) sont effectués seulement sur les feuilles du radis.

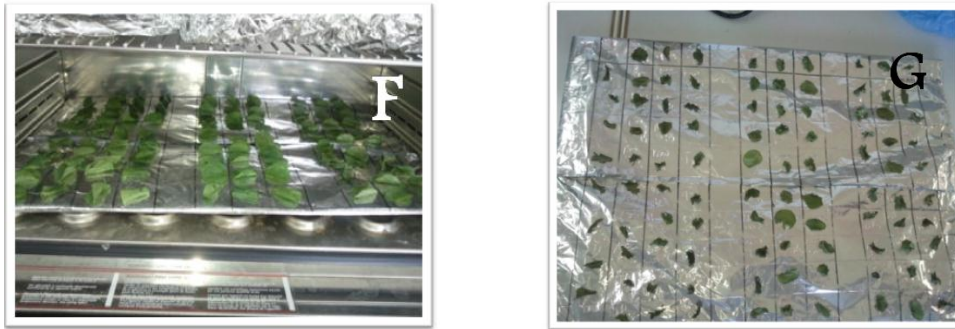
**IV-4-2-3-1 La teneur relative en eau (RWC) :**

La teneur relative en eau est déterminée selon la méthode de (Barrs et Weatherley, 1962) puis par (Scippa et al., 2004), la feuille est coupée à la base du limbe et immédiatement pesée pour donner le poids frais (Pf), puis la feuille a été trempée dans un tube à essai contenant de l'eau distillée, l'ensemble est placé à l'obscurité et à une température de 4°C pendant 24 heures. Les feuilles récupérées sont délicatement essuyées par un papier buvard pour éliminer l'eau de la surface, repesées pour donner le poids après réhydratation maximale (poids en pleine turgescence (Ppt)). Le poids sec (PS) est déterminé après passage des feuilles dans l'étuve réglée à 80°C pendant 48 heures.

La teneur relative en eau RWC est calculée selon la formule suivante :

$$RWC (\%) = [(P_F - P_s) / (P_{Pt} - P_s)] \times 100$$





**Figure 14** : Les étapes d'un déterminer de la teneur relative en eau (A) La feuille est coupée ; (B) Pesée le (Poids frais) ; (C) Les feuilles ont été trempée dans des tubes + l'eau distillée ; (D) Placé les tubes à l'obscurité et une T 4°C ; (E) Les feuilles récupérées ; (F) Passage des feuilles dans l'étuve à 80°C ; (G) Récupérées les feuilles après 48 heures (**Originale, 2017**).

#### IV-4-2-3-2 Extraction et dosage de la chlorophylle et les caroténoïdes :

L'extraction de la chlorophylle a et b est réalisée selon la méthode de LICHTENTHALER (1987) et SHABALA et al.(1998) et au niveau de l'avant dernière feuille.

Dans des tubes à essai, on ajoute à 100 mg d'échantillon frais, coupé en petits fragments, 10 ml d'acétone à 95%, l'ensemble est conservé à l'obscurité et à 4°C pendant 48 heures.

Les concentrations de la chlorophylle « a », de la chlorophylle « b » sont effectués à l'aide d'un spectrophotomètre à UV à des densités optiques respectives de 662 nm et 664 nm.

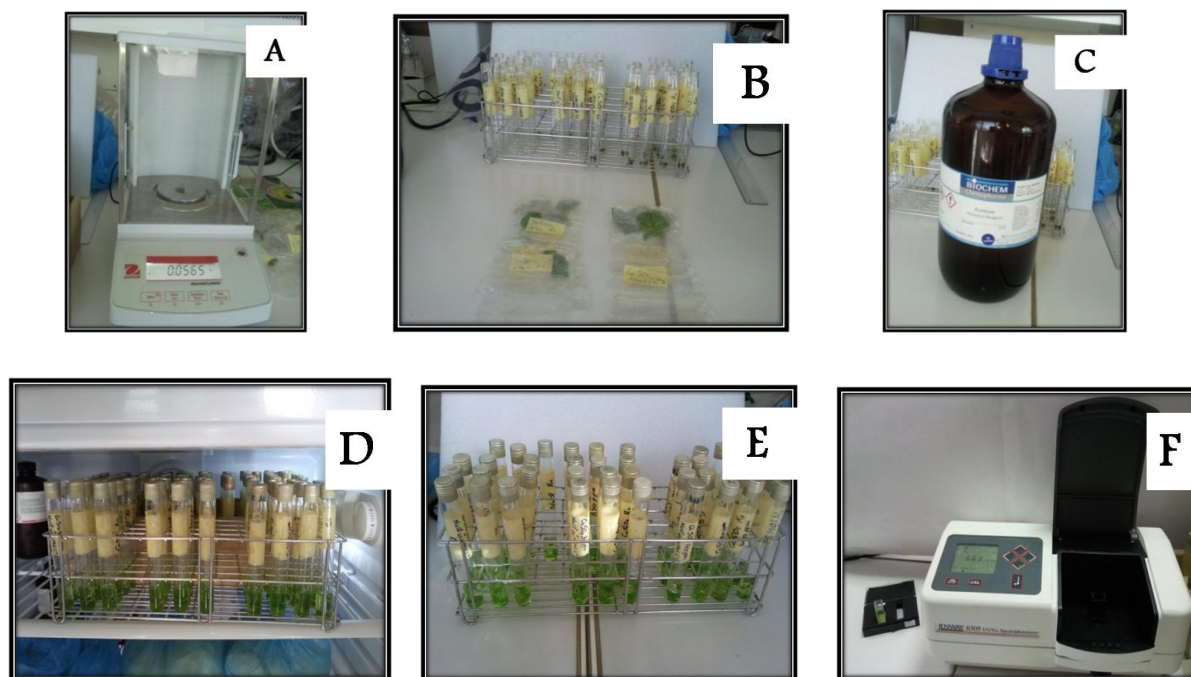
L'appareil est étalonné avec la solution témoin à base d'acétone à 95%. Les teneurs de la chlorophylle a, de la chlorophylle b et les chlorophylles totales sont calculées par les formules suivantes :

$$\text{Chl a} = 9,784 \times \text{Do (662)} - 0,99 \times \text{Do (664)}$$

$$\text{Chl b} = 21,42 \times \text{Do (664)} - 4,65 \times \text{Do (662)}$$

$$\text{Chlorophylle totale} = \text{Chl a} + \text{Chl b.}$$

$$\text{Ccar} = [5 \times \text{Do (460)} + (3,19 \times \text{Chl a}) + (130,3 \times \text{Chl b})] / 200$$



**Figure 15 :** (A) Pesée le 0.05 g de matériel végétal ; (B) Coupé les feuilles en petits fragments dans les tubes ; (C) L'acetone ; (D) Conservé les tubes à l'obscurité et à 4°C ; (E) Récupérées les tubes après 48 h ; (F) Le dosage des pigments chlorophylliens à l'aide d'un spectrophotomètre (Originale, 2017).

#### IV-5 Analyse statistique des résultats :

Pour chaque dosage, 13 échantillons indépendants ont été analysés ( $n = 13$ ) ; par ailleurs, chaque mesure a été répétée trois fois. Les résultats présentés correspondent aux moyennes de ces différentes mesures  $\pm$  l'erreur standard. La comparaison des moyennes mesurées a été réalisée en utilisant le test T de Student, calculée par Stat Box. Le seuil de signification a été choisi à  $P \leq 0.05$ .

**PARTIE 03 :**

***RESULTATS***

***&***

***DISCUSSION***

## Chapitre V : Résultats

Cette partie comporte les résultats des différents paramètres étudiés dans la partie (matériel et méthodes). Les paramètres morphologiques, biométriques, physiologiques et biochimiques.

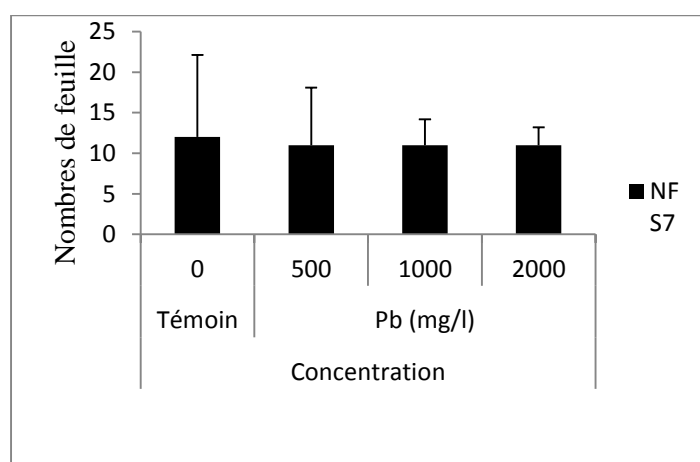
### A)-I-Effet du plomb $Pb(NO_3)_2$ sur les paramètres morphologiques du radis (*Raphanus Sativus* L.) :

#### I-1 Effet du plomb sur le nombre de feuilles :

Durant cet essai le nombre de feuilles par plante a été compté chaque semaine pendant une durée de deux mois, comme le montre la figure (16) nous remarquons que l'évolution du nombre de feuilles chez les plantes témoins est plus élevée ( $12 \pm 10.11$  feuilles par plante à la septième semaine), par rapport aux plantes intoxiquées ( $11 \pm 7.09$ ,  $11 \pm 3.20$ ,  $11 \pm 2.70$  feuilles à la septième semaine) pour des concentrations de plomb 500, 1000 et 2000 mg/l respectivement. Mais cette différence reste non significative ( $P > 0.05$ ).

**Tableau 7 :** Evolution de nombre des feuilles du radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes, selon le test de Newman-Keuls (Non significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	$Pb(NO_3)_2$ (500 ppm)	$Pb(NO_3)_2$ 1000 ppm	$Pb(NO_3)_2$ 2000 ppm
Nombre des feuilles	$12 \pm 10.11$	$11 \pm 7.09$ NS	$11 \pm 3.20$ NS	$11 \pm 2.70$ NS



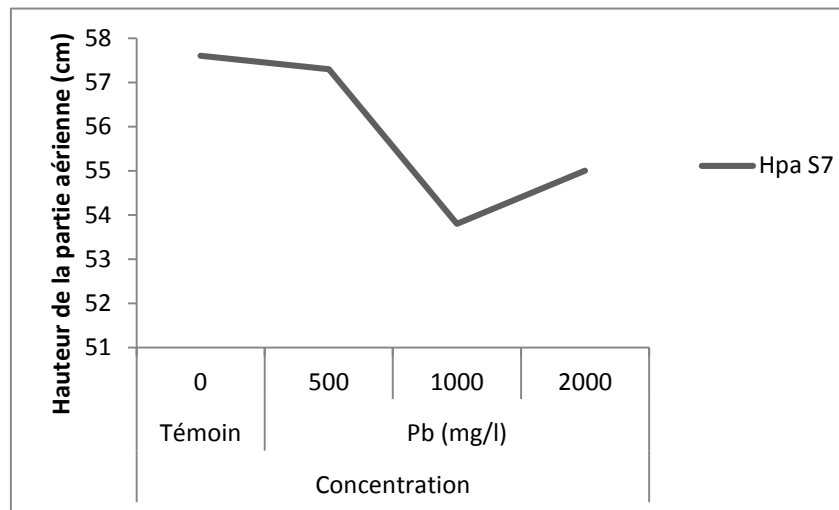
**Figure 16 :** Effet du plomb sur l'évolution de nombre des feuilles du radis (*Raphanus Sativus* L.).

#### I-2 Effet du plomb sur l'évolution de la hauteur de la partie aérienne :

Selon la figure (17), nous remarquons que la hauteur des parties aériennes des plantes témoins est plus élevée ( $57,6 \pm 2.64$  cm). Tandis que les plantes intoxiquées présentent les moins valeurs ( $57,3 \pm 1.04$  ;  $53,8 \pm 3.51$  et  $55 \pm 0.5$  cm) à des concentrations du plomb (500, 1000, 2000 mg/l) respectivement, Cette différence est très significative ( $p < 0.01$ ).

**Tableau 8 :** Evolution de la hauteur de la partie aérienne des plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) En cm. En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes, selon le test de Newman-Keuls (très significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (500 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 1000 ppm	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 2000 ppm
Longueur des tiges (cm)	57,6±2.64	57,3±1.04 <b>TS</b>	53,8±3.51 <b>TS</b>	55±0.5 <b>TS</b>



**Figure 17 :** Effet du plomb sur l'évolution de la hauteur des parties aériennes des plantes de radis (*Raphanus Sativus* L.).

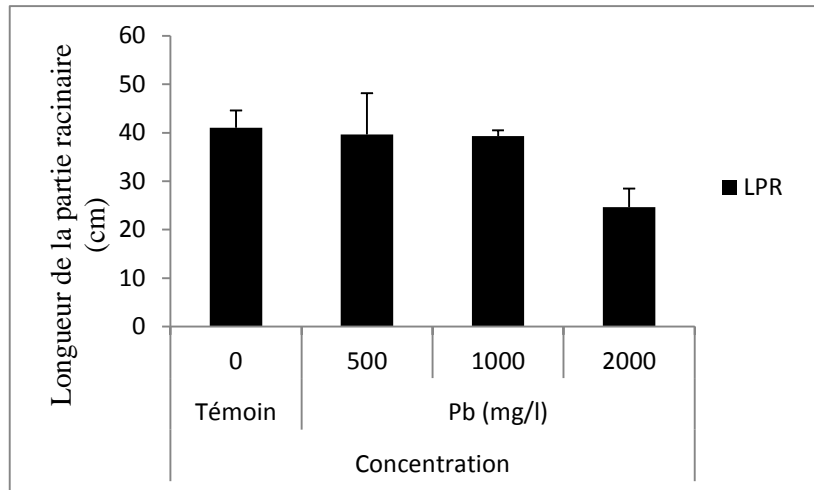
### I-3 Effet du plomb sur l'évolution de la Longueur de la partie racinaire :

Les résultats obtenus (tableau 9), montrent que la longueur des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) diminue légèrement en fonction de l'accroissement des doses du plomb appliquées.

Dans les conditions optimales, on a enregistré une élongation racinaire des plantes témoins estimé à  $41 \pm 3,60$  cm. En présence du plomb, la longueur des parties racinaires des plantes du radis diminue d'une façon significative avec une probabilité qui est égale 0,01 ( $P < 0,05$ ) pour les doses (500, 1000 et 2000 ppm) ; les moyennes de la longueur des plantes sont évaluées respectivement  $39,66 \pm 8,50$  ;  $39,33 \pm 1,15$  et  $24,66 \pm 3,78$  cm.

**Tableau 9 :** Evolution de la longueur des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) En cm. En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (significative).

Dose de plomb (ppm)	Longueur des racines (cm)
Témoin	41 $\pm$ 3,60 S
500 ppm	39,66 $\pm$ 8,50 S
1000 ppm	39,33 $\pm$ 1,15 S
2000 ppm	24,66 $\pm$ 3,78 S



**Figure 18 :** Effet du plomb sur l'évolution de la Longueur des parties racinaires des plantes de radis (*Raphanus Sativus* L.).

## II- Effet du plomb sur les paramètres biométriques du radis (*Raphanus sativus* L.) :

### II-1 Effet du plomb sur le poids frais :

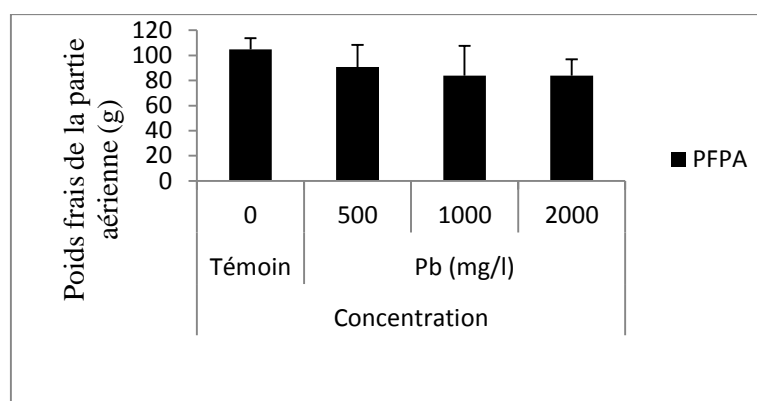
#### II-1-1 Effet du plomb sur le poids frais des parties aériennes :

L'examen des résultats obtenus (tableau 10), montrent que le poids frais des parties aériennes des plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) diminue légèrement en fonction de l'accroissement des doses du plomb appliquées.

En absence du plomb, des plantes témoins enregistré sont estimé à 104,78  $\pm$  8,98 g. En présence du plomb, le poids frais des parties aériennes des plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) qui ont été traitées par différentes doses du plomb est diminuée d'une façon non significative avec une probabilité qui est égale 0,4 ( $P > 0,05$ ) pour les doses (500, 1000 et 2000 ppm), les moyennes du poids frais des plantes sont évaluées respectivement 90,76 $\pm$  17,55 g ; 83,93  $\pm$  23,74 g et 83,76  $\pm$  13,24 g.

**Tableau 10 :** Evolution de poids frais des parties aériennes du radis (*Raphanus Sativus* L.) En g. En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (Non significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (500 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 1000 ppm	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 2000 ppm
PFPA (g)	104,78 $\pm$ 8,98	90,76 $\pm$ 17,55 NS	83,93 $\pm$ 23,74 NS	83,76 $\pm$ 13,24 NS



**Figure 19 :** Effet du plomb sur le poids frais des parties aériennes des plantes de radis (*Raphanus Sativus* L.).

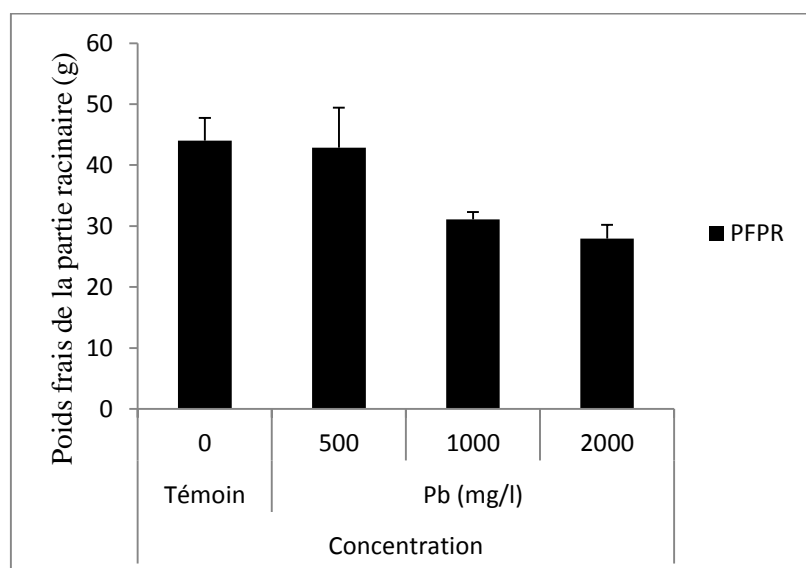
### II-1-2 Effet du plomb sur le poids frais des parties racinaires :

L'examen des résultats obtenus (tableau 11), montrent que le poids frais des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) diminue légèrement en fonction de l'accroissement des doses du plomb appliquées.

En absence du plomb, des plantes témoins enregistré sont estimé à 44,03  $\pm$  3,71g. En présence du plomb, le poids frais des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) qui ont été traitées par différentes doses du plomb est diminuée d'une façon très significative avec une probabilité qui est égale 0,002 ( $P < 0,01$ ) pour les doses (500, 1000 et 2000 ppm), les moyennes du poids frais des plantes sont évaluées respectivement 42,85  $\pm$  6,57 g ; 31,1  $\pm$  1,21 g et 27,95  $\pm$  2,27 g.

**Tableau 11 :** Evolution de poids frais des parties racinaires du radis (*Raphanus Sativus* L.) En g. En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (Très significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (500 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 1000 ppm	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 2000 ppm
PFPR (g)	44,03 $\pm$ 3,71	42,85 $\pm$ 6,57 TS	31,1 $\pm$ 1,21 TS	27,95 $\pm$ 2,27 TS



**Figure 20 :** Effet du plomb sur le poids frais des parties racinaires des plantes de radis (*Raphanus Sativus* L.).

## II-2 Effet du plomb sur le poids sec :

### II-2-1 Effet du plomb sur le poids sec des parties aériennes :

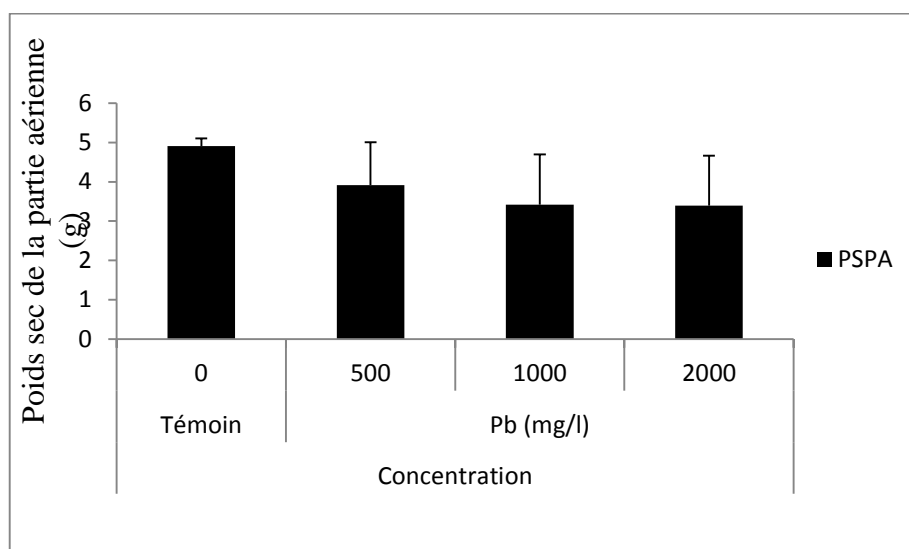
L'examen des résultats obtenus (tableau 12), montrent que le poids sec des parties aériennes des plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) diminue légèrement en fonction de l'accroissement des doses du plomb appliquées.

En absence du plomb, des plantes témoins enregistré sont estimé à  $4,91 \pm 0,19$  g. En présence du plomb, le poids sec des parties aériennes des plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) qui ont été traitées par différentes doses du plomb est diminuée d'une façon non significative avec une probabilité qui est égale 0,3 ( $P > 0,05$ ) pour les doses (500, 1000 et 2000 ppm), les moyennes du poids sec des plantes sont évaluées respectivement  $3,91 \pm 1,09$  g ;  $3,41 \pm 1,28$  g et  $3,39 \pm 1,27$  g.

**Tableau 12 :** Evolution de poids sec des parties aériennes du radis (*Raphanus Sativus* L.)

En g. En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (Non significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (500 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 1000 ppm	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 2000 ppm
PSPA (g)	$4,91 \pm 0,19$	$3,91 \pm 1,09$ NS	$3,41 \pm 1,28$ NS	$3,39 \pm 1,27$ NS



**Figure 21 :** Effet du plomb sur le poids sec des parties aériennes des plantes de radis (*Raphanus Sativus L.*).

### II-2-2 Effet du plomb sur le poids sec des parties racinaires :

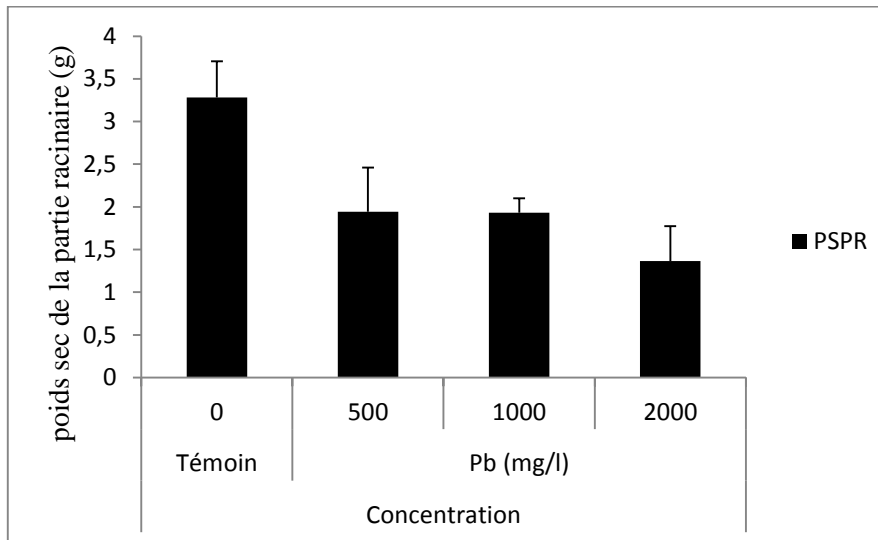
L'examen des résultats obtenus (tableau 13), montrent que le poids sec des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*) diminue légèrement en fonction de l'accroissement des doses du plomb appliquées.

En absence du plomb, des plantes témoins enregistré sont estimé à  $3,28 \pm 0,42$  g. En présence du plomb, le poids sec des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*) qui ont été traitées par différentes doses du plomb est diminuée d'une façon très significative avec une probabilité qui est égale 0,002 ( $P < 0,01$ ) pour les doses (500, 1000 et 2000 ppm), les moyennes du poids sec des plantes sont évaluées respectivement  $1,94 \pm 0,51$  g ;  $1,93 \pm 0,16$  g et  $1,36 \pm 0,41$  g.

**Tableau 13 :** Evolution de poids sec des parties racinaires du radis (*Raphanus Sativus L.*)

En g. En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (Très significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (500 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 1000 ppm	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 2000 ppm
PSPR (g)	$3,28 \pm 0,42$	$1,94 \pm 0,51$ <b>TS</b>	$1,93 \pm 0,16$ <b>TS</b>	$1,36 \pm 0,41$ <b>TS</b>



**Figure 22 :** Effet du plomb sur le poids sec des parties racinaires des plantes de radis (*Raphanus Sativus L.*).

**III- Effet du plomb Pb(NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub> sur les paramètres physiologiques et biochimiques du radis (*Raphanus sativus L.*) :**

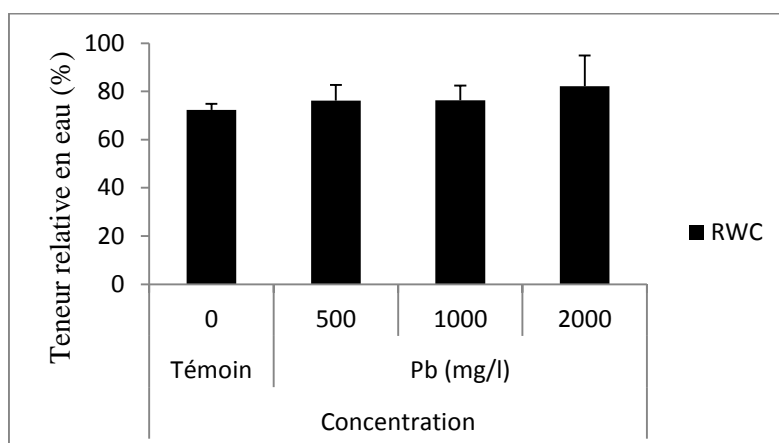
**III-1 Effet du plomb sur la teneur relative en eau (RWC) :**

L'étude des résultats obtenus (tableau 14), montre que la teneur relative en eau (RWC) augmente en fonction de l'accroissement des doses du plomb appliquées.

Dans les conditions optimales, on a enregistré une moyenne estimée à 72,31 ± 2,46 %. Au niveau des plantes issues des traitements (500, 1000 et 2000 ppm), on constate une augmentation non significative par rapport aux témoins, avec une probabilité qui est égale 0,5 (P > 0,05), des teneurs relative en eau (RWC) : 76,19 ± 6,51 % pour 500 ppm, 76,24 ± 6,21 % pour 1000 ppm et 82,16 ± 12,67 % pour 2000 ppm.

**Tableau 14 :** Evolution de la teneur relative en eau (RWC) du radis (*Raphanus Sativus L.*) En %. En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes ± écart-type, selon le test de Newman-Keuls (Non significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (500 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 1000 ppm	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 2000 ppm
RWC (%)	3,28 ± 0,42	1,94 ± 0,51 NS	1,93 ± 0,16 NS	1,36 ± 0,41 NS



**Figure 23 :** Effet du plomb sur la variation de la teneur relatif en eau (RWC) des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*).

### III-2 Effet du plomb sur la teneur en pigments chlorophylliens foliaires :

Les dosages de la chlorophylle a, b, totale et des caroténoïdes, ont été faites sur les feuilles des plantes (témoins et intoxiquées).

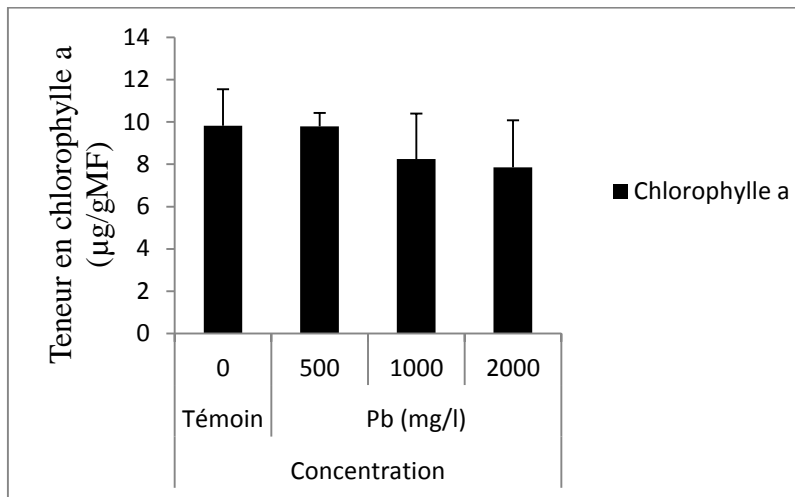
#### III-2-1 Teneur en chlorophylle a (Chl a) :

Les résultats obtenus (tableau 15) montrent que l'application croissante du plomb entraine une réduction non significative des teneurs relatives en chlorophylle a. Dans les conditions optimales (0 ppm), on a signalé une quantité estimée à  $(9,82 \pm 1,71 \mu\text{g/gMF})$  et au niveau des plantes issues des traitements (500, 1000 et 2000 ppm), on constate une légère diminution des teneurs relative en chlorophylle a par rapport au témoin avec  $(9,78 \pm 0,64 \mu\text{g/gMF})$  pour 500 ppm ;  $(8,24 \pm 2,15 \mu\text{g/gMF})$  pour 1000 ppm et  $(7,85 \pm 2,21 \mu\text{g/gMF})$  pour 2000 ppm.

L'analyse de variance obtenue, montre que le facteur stress métallique provoque un effet non significatif sur la variation des teneurs relatives en chlorophylle a avec une probabilité qui est égale 0,4 ( $P > 0,05$ ).

**Tableau 15 :** Evolution de la teneur en chlorophylle a du radis (*Raphanus Sativus L.*) En  $\mu\text{g/gMF}$ . En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (Non significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (500 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 1000 ppm	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 2000 ppm
Chl a ( $\mu\text{g/gMF}$ )	$9,82 \pm 1,71$	$9,78 \pm 0,64$ NS	$8,24 \pm 2,15$ NS	$7,85 \pm 2,21$ NS



**Figure 24 :** Effet du plomb sur la teneur en chlorophylle a des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*).

### III-2-2 Teneur en chlorophylle b (Chl b) :

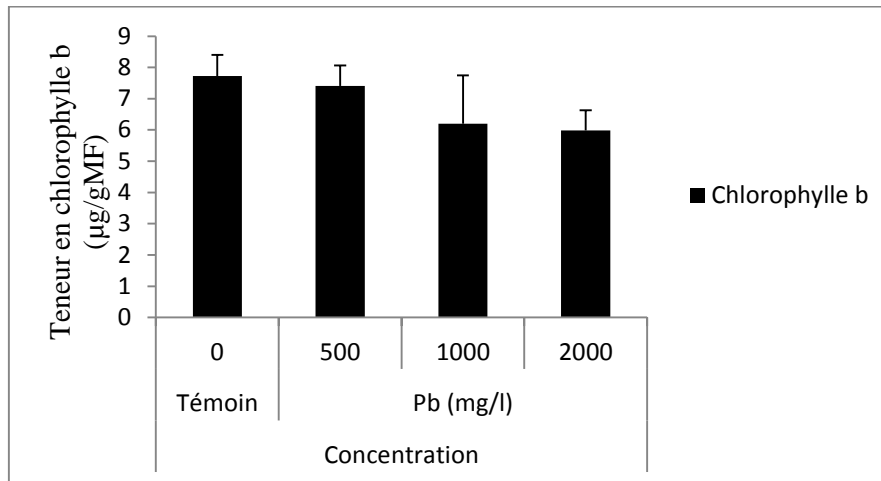
Les résultats obtenus (tableau 16) montrent que l'application croissante du plomb entraîne une réduction non significative des teneurs relatives en chlorophylle b. Dans les conditions optimales (0 ppm), on a signalé une quantité estimée à  $(7,72 \pm 0,68 \mu\text{g/gMF})$  et au niveau des plantes issues des traitements (500, 1000 et 2000 ppm), on constate une légère diminution des teneurs relative en chlorophylle b par rapport au témoin avec  $(7,40 \pm 0,66 \mu\text{g/gMF})$  pour 500 ppm ;  $(6,19 \pm 1,54 \mu\text{g/gMF})$  pour 1000 ppm et  $(5,98 \pm 0,64 \mu\text{g/gMF})$  pour 2000 ppm.

L'analyse de variance obtenue, montre que le facteur stress métallique provoque un effet non significatif sur la variation des teneurs relatives en chlorophylle b avec une probabilité qui est égale 0,2 ( $P > 0,05$ ).

**Tableau 16 :** Evolution de la teneur en chlorophylle b du radis (*Raphanus Sativus L.*)

En  $\mu\text{g/gMF}$ . En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (Non significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (500 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 1000 ppm	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 2000 ppm
Chl b ( $\mu\text{g/gMF}$ )	9,82 $\pm$ 1,71	9,78 $\pm$ 0,64 NS	8,24 $\pm$ 2,15 NS	7,85 $\pm$ 2,21 NS



**Figure 25 :** Effet du plomb sur la teneur en chlorophylle b des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*).

### III-2-3 Teneur en chlorophylle totale (Chl a + Chl b) :

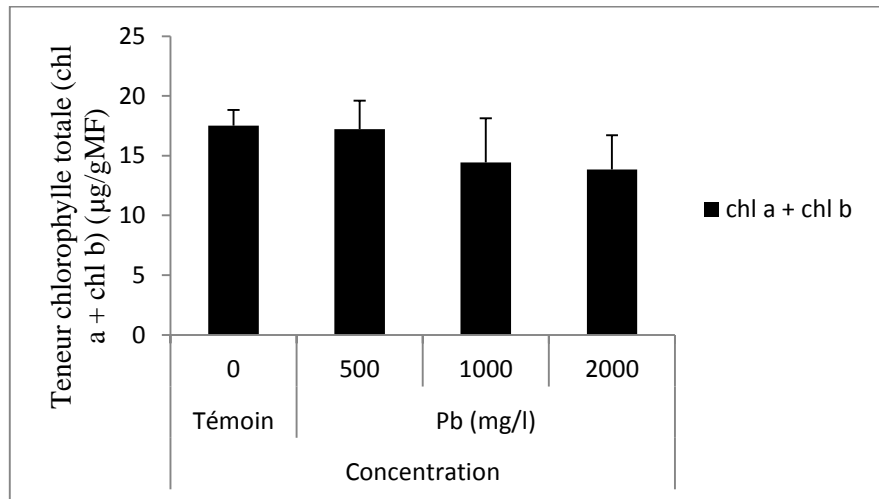
La figure (26) montre que le stress appliqué (le plomb) provoque une nette diminution du taux de la chlorophylle totale chez les plantes du radis, comparativement aux plantes témoins.

Représenté par des valeurs de ( $17.23 \pm 2.38$ ,  $14.44 \pm 3.69$ ,  $13.83 \pm 2.86$  µg/g MF), sous les traitements (500, 1000, 2000 mg/L) de plomb respectivement, Par rapport aux plantes témoins ( $17.51 \pm 1.32$  µg/g MF).

L'analyse de variance obtenue, montre que le facteur stress métallique provoque un effet non significatif sur la variation des teneurs relatives en chlorophylle totale avec une probabilité qui est égale 0,3 ( $P > 0,05$ ).

**Tableau 17 :** Evolution de la teneur en chlorophylle totale du radis (*Raphanus Sativus L.*) En µg/gMF. En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes ± écart-type, selon le test de Newman-Keuls (Non significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (500 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 1000 ppm	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 2000 ppm
Chl (a + b) (µg/gMF)	17,51 ± 1,32	17,23 ± 2,38 NS	14,44 ± 3,69 NS	13,83 ± 2,86 NS



**Figure 26 :** Effet du plomb sur la teneur en chlorophylle totale des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*).

### III-3 Effet du plomb sur la teneur en caroténoïdes :

La figure (27) montre que le stress appliqué (le plomb) provoque une nette augmentation du taux des caroténoïdes chez les plantes du radis, comparativement aux plantes témoins.

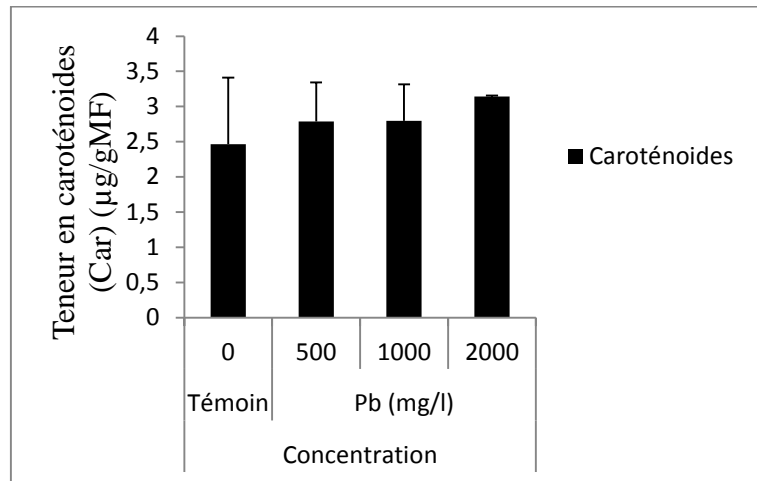
Représenté par des valeurs de  $(2,78 \pm 0,55 ; 2,79 \pm 0,52$  et  $3,14 \pm 0,01 \mu\text{g/g MF})$ , sous les traitements (500, 1000, 2000 mg/L) de plomb respectivement, Par rapport aux plantes témoins  $(2,46 \pm 0,94 \mu\text{g/gMF})$ .

L'analyse de variance obtenue, montre que le facteur stress métallique provoque un effet non significatif sur la variation des teneurs relatives en caroténoïdes avec une probabilité qui est égale 0,8 ( $P > 0,05$ ).

**Tableau 18 :** Evolution de la teneur en caroténoïdes du radis (*Raphanus Sativus L.*)

En  $\mu\text{g/gMF}$ . En fonction de dose de plomb. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (Non significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (500 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 1000 ppm	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> 2000 ppm
Car ( $\mu\text{g/gMF}$ )	$2,46 \pm 0,94$	$2,78 \pm 0,55$ NS	$2,79 \pm 0,52$ NS	$3,14 \pm 0,01$ NS



**Figure 27 :** Effet du plomb sur la teneur en Caroténoïdes des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*).

**B-I-Effet du Chlorure de Sodium (NaCl) sur les paramètres morphologiques du radis (*Raphanus Sativus L.*) :**

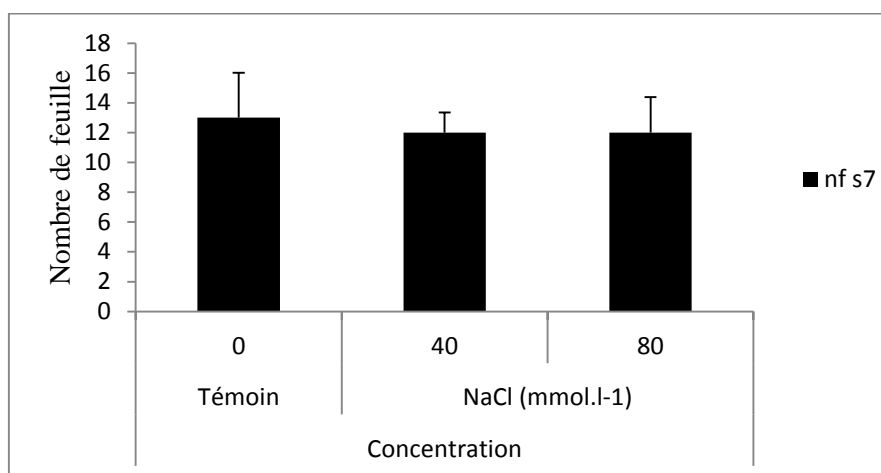
**I-1 Effet du Chlorure de Sodium sur le nombre de feuilles :**

Durant cet essai le nombre de feuilles par plante a été compté chaque semaine pendant une durée de deux mois, comme le montre la figure (28) nous remarquons que l'évolution du nombre de feuilles chez les plantes témoins est plus élevée ( $13 \pm 3,02$  feuilles par plante à la septième semaine), par rapport aux plantes intoxiquées ( $12 \pm 1,35$ ,  $12 \pm 2,39$  feuilles par plante à la septième semaine) pour des concentrations de NaCl  $40 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $80 \text{ mmol.l}^{-1}$  respectivement.

**Tableau 19 :** Analyse statistique à l'aide du test de Fisher non significatif du nombre des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*) compte après le stress salin.

Traitement	Témoin	NaCl ( $40 \text{ mmol.l}^{-1}$ )	NaCl ( $80 \text{ mmol.l}^{-1}$ )
Nombre de feuilles	$13 \pm 3,02$	$12 \pm 1,35$ NS	$12 \pm 2,39$ NS

Les résultats (tableau 18) montre un effet non significatif ( $P = 0.7878$ ) de nombre des feuilles pour tous les plantes traitées par NaCl.



**Fig. 28 :** L'effet du chlorure de sodium sur le nombre des feuilles des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*).

### I-2 Effet du Chlorure de Sodium sur l'évolution de la hauteur de la partie aérienne :

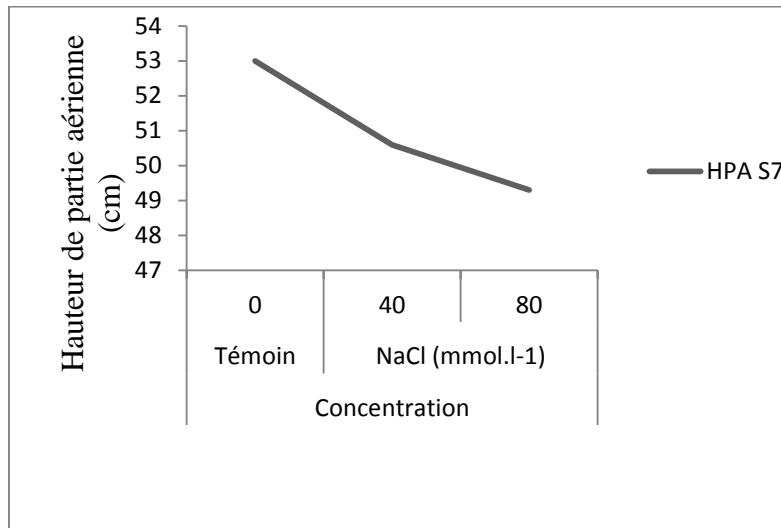
Les résultats obtenus montrent que les différentes concentrations de NaCl testées agissent sur la croissance de la partie aérienne, comme le montre la figure (29).

L'analyse des résultats montre que la concentration de NaCl dans le milieu, influe sur la croissance des parties aériennes du radis (*Raphanus Sativus L.*). À la septième semaine nous remarquons que le stress appliqué NaCl provoque une nette diminution sur la croissance de la partie aérienne chez les plantes du radis, comparativement aux plantes témoins. Les plantes intoxiquées présentent les moins valeurs (50 ; 49,3 cm) à des concentrations du NaCl (40 mmol.l<sup>-1</sup>, 80 mol.l<sup>-1</sup>) respectivement, par rapport au témoin (53cm).

**Tableau 20 :** Evolution de la hauteur des plantes en cm de radis (*Raphanus Sativus L.*). En fonction de dose de NaCl. Les résultats sont présentés selon le test de Newman-Keuls (P=5%).

Traitement	Témoin	NaCl (40 mmol.l <sup>-1</sup> )	NaCl (80 mmol.l <sup>-1</sup> )
Longueur des tiges (cm)	53±7,33	50,6±3,57 <b>S</b>	49,3±1,65 <b>S</b>

Les données de l'analyse statistiques (tableau 19) révèlent que l'effet de NaCl (P< 0,05) sur les longueurs des tiges se révèle significatifs.



**Fig. 29 :** L'effet du chlorure de sodium sur hauteur de la partie aérienne des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*).

### I-3 Effet du Chlorure de Sodium sur l'évolution de la Longueur de la partie racinaire :

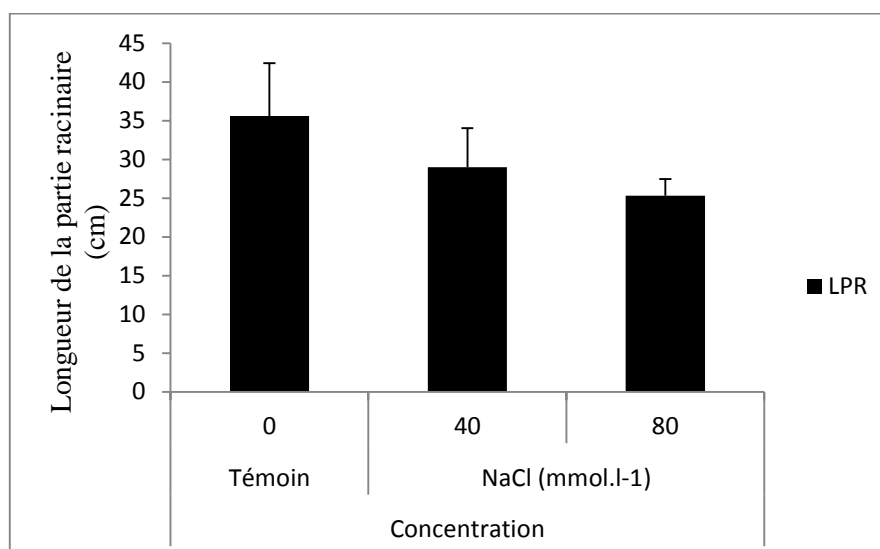
Les résultats obtenus (tableau 21), montrent que la longueur des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*) diminue légèrement en fonction de l'accroissement des doses du NaCl appliquées.

Dans les conditions optimales, on a enregistré une élongation racinaire des plantes témoins estimé à  $35,6 \pm 6,82$  cm. En présence du NaCl, la longueur des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*) diminue d'une façon très significative avec une probabilité qui est égale 0,00073 pour les doses du NaCl ( $40 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $80 \text{ mol.l}^{-1}$ ) ; les moyennes de la longueur des plantes sont évaluées respectivement  $29 \pm 5,02$  cm,  $25,3 \pm 2,17$  cm.

**Tableau 21 :** Analyse statistique à l'aide du test de Fisher à (P= 5%) de longueur des racines des plantes radis (*Raphanus Sativus L.*) d'après de stress de NaCl.

Dose de NaCl (mmol.l <sup>-1</sup> )	Longueur des racines (cm)	
Témoin	$35,6 \pm 6,82$	<b>TS</b>
40	$29 \pm 5,02$	<b>TS</b>
80	$25,3 \pm 2,17$	<b>TS</b>

L'analyse statistique révèle un effet très significatif (P=0.00073) de l'augmentation de l'apport de NaCl sur l'élaboration de la longueur des racines de radis (*Raphanus Sativus L.*).



**Fig. 30 :** L'effet du chlorure de sodium sur la longueur des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*).

## II- Effet du Chlorure de Sodium sur les paramètres biométriques :

### II-1 Effet du Chlorure de Sodium sur le poids frais :

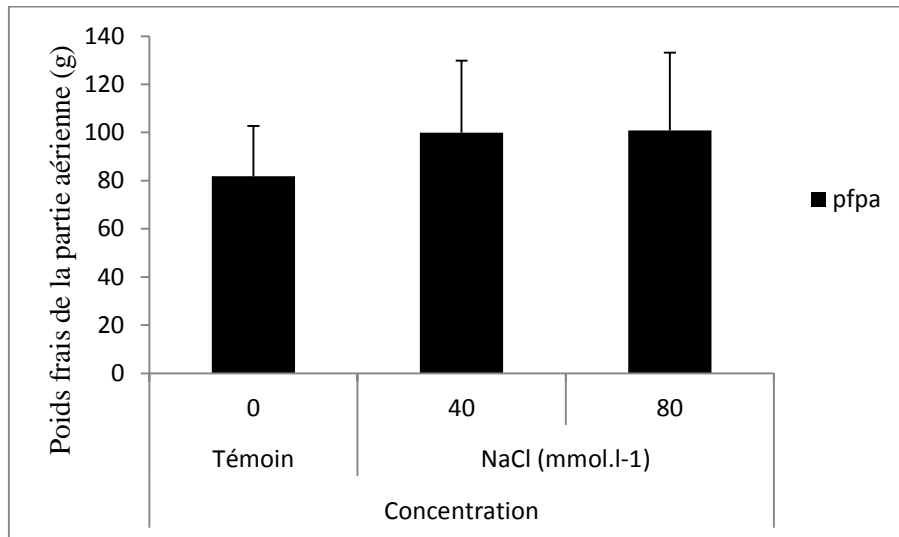
#### II-1-1 Effet du Chlorure de Sodium sur le poids frais des parties aériennes :

L'examen des résultats obtenus (tableau 22), montrent que le poids frais des parties aériennes des plantes du radis (*Raphanus sativus L.*) augmenter légèrement en fonction de l'accroissement des doses du NaCl appliquées.

En absence du NaCl, le poids frais des parties aériennes des plantes témoins enregistré est estimé à,  $81,91 \pm 20,87$  g. En présence du NaCl, le poids frais des parties aériennes des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*) qui ont été traitées par différentes doses du NaCl est augmenter NaCl d'une façon très significative avec une probabilité qui est égale 0,00007 ( $P < 0,01$ ) pour les doses du NaCl ( $40 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $80 \text{ mol.l}^{-1}$ ), les moyennes du poids frais des plantes sont évaluées respectivement  $99,91 \pm 29,92$  g,  $100,91 \pm 32,26$  g.

**Tableau 22 :** Analyse statistique à l'aide du test de Fisher à ( $P= 5\%$ ) de la masse de la matière fraîche des plantes du radis (*Raphanus Sativus L.*) d'après de stress de NaCl.

Traitement	Témoin	NaCl ( $40 \text{ mmol.l}^{-1}$ )	NaCl ( $80 \text{ mmol.l}^{-1}$ )
PFFA (g)	$81,91 \pm 20,87$	$99,91 \pm 29,92$ <b>TS</b>	$100,91 \pm 32,26$ <b>TS</b>



**Fig. 31** : L'effet du chlorure de sodium sur le poids frais des parties aériennes des plantes du radis (*Raphanus sativus* L.).

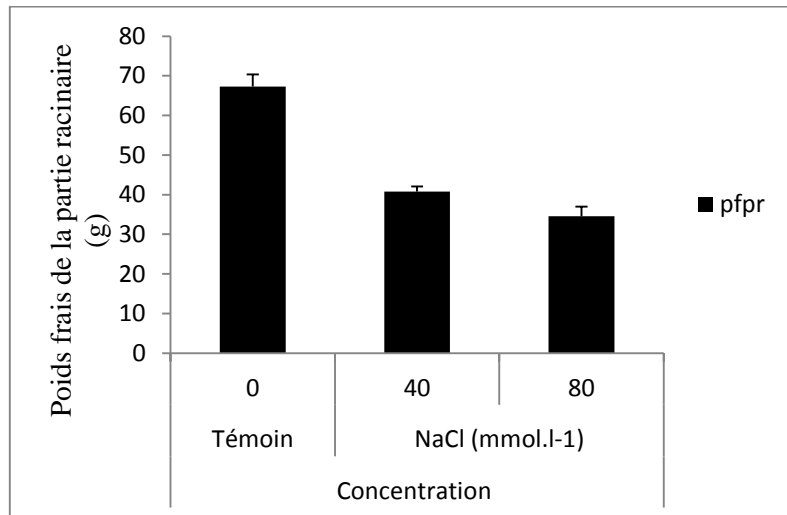
### II-1-2 Effet du Chlorure de Sodium sur le poids frais des parties racinaires :

La figure (23) montre que le poids frais des parties racinaires chez les plantes témoins est plus élevée en absence du NaCl ( $67,3 \pm 3,02$ g), par rapport aux plantes intoxiquées présentent une diminution claire de poids frais des parties racinaires ( $40,75 \pm 1,35$  g et  $34,65 \pm 2,39$  g), à des concentrations du NaCl ( $40 \text{ mmol.l}^{-1}$  et  $80 \text{ mmol.l}^{-1}$ ).

**Tableau 23** : Analyse statistique à l'aide du test de Fisher à (P= 5%) de poids frais des parties racinaires des plantes radis (*Raphanus sativus* L.) d après de stress de NaCl.

Traitement	Témoin	NaCl ( $40 \text{ mmol.l}^{-1}$ )	NaCl ( $80 \text{ mmol.l}^{-1}$ )
PFPR (g)	$67,3 \pm 3,02$	$40,75 \pm 1,35$ <b>TS</b>	$34,56 \pm 2,39$ <b>TS</b>

L'analyse statistique révèle un effet très significatif ( $P < 0,01$ ) de l'augmentation de l'apport de NaCl sur l'élaboration de la longueur des racines de radis (*Raphanus sativus* L.).



**Fig.32** : L’effet du chlorure de sodium sur le poids frais des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus sativus* L.).

## II-2 Effet du Chlorure de Sodium sur le poids sec :

### II-2-1 Effet du Chlorure de Sodium sur le poids sec des parties aériennes :

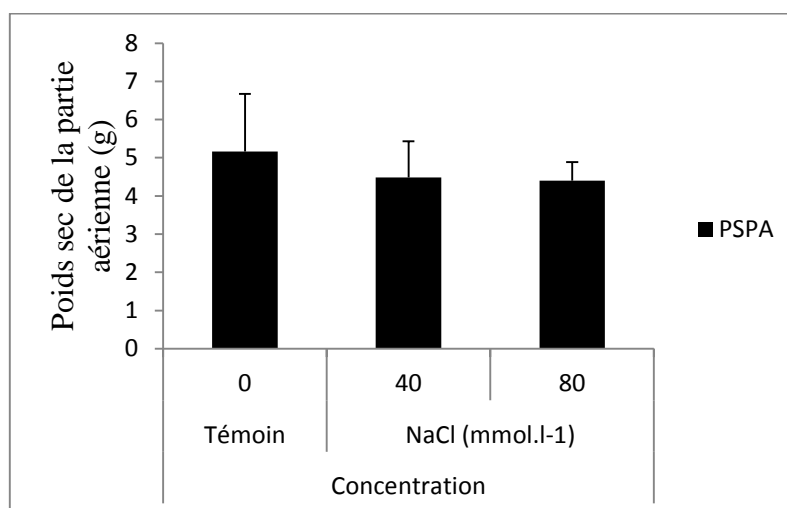
Les résultats obtenus (tableau 24), montrent que le poids sec des parties aériennes des plantes du radis (*Raphanus sativus* L.) diminue légèrement en fonction de l’accroissement des doses du NaCl appliquées.

Le poids sec des parties aériennes en absence du NaCl ; témoins représentés ( $5.15 \pm 1.51$  g), nous remarquons que les plantes intoxiquées par le NaCl, présentent une diminution de poids sec des parties aériennes ( $4.48 \pm 0.9$  et  $4.39 \pm 0.48$  g), à des concentrations (40, 80 mmol.l<sup>-1</sup>) respectivement

**Tableau 24** : Analyse statistique à l'aide du test de Fisher à non significatif de poids sec des parties aériennes des plantes radis (*Raphanus sativus* L.) d’après de stress de NaCl.

Traitement	Témoin	NaCl (40 mmol.l <sup>-1</sup> )	NaCl (80 mmol.l <sup>-1</sup> )
PSPA (g)	5,15±1,51	4,48±0,9 NS	4,39±0,48 NS

L’analyse statistique révèle un effet non significatif ( $P=0,65$ ) de l’augmentation de l’apport de NaCl sur l’élaboration de poids sec des parties aériennes de radis (*Raphanus sativus* L.).



**Fig.33** : L'effet du chlorure de sodium sur le poids sec des parties aériennes de radis (*Raphanus sativus* L.).

### II-2-2 Effet du Chlorure de Sodium sur le poids sec des parties racinaires :

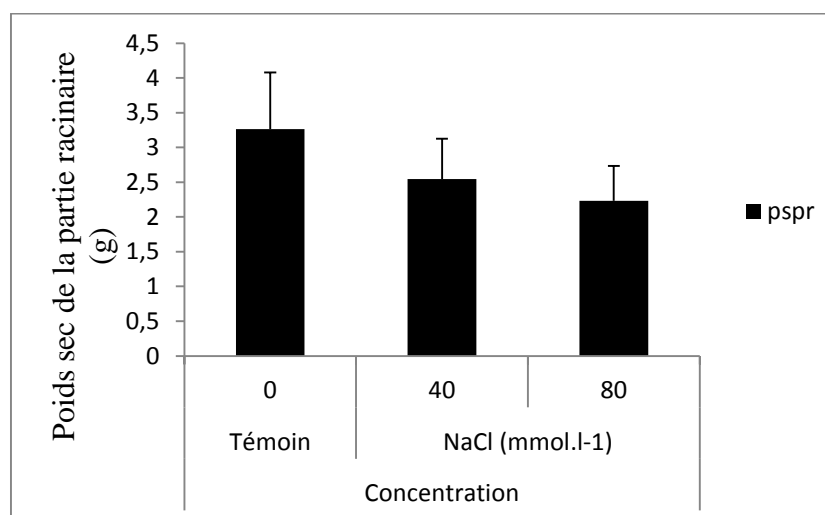
Les résultats obtenus (tableau 25), montrent que le poids sec des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus sativus* L.) diminue légèrement en fonction de l'accroissement des doses du NaCl appliquées.

Le poids sec des parties racinaires en absence du NaCl ; témoins représentés ( $3,26 \pm 0,82$  g), nous remarquons que les plantes intoxiquées par le NaCl, présentent une diminution de poids sec des parties racinaires ( $2,55 \pm 0,58$  et  $2,23 \pm 0,50$  g), à des concentrations (40, 80 mmol.l<sup>-1</sup>) respectivement

**Tableau 25** : Analyse statistique à l'aide du test de Fisher à non significatif de poids sec des parties racinaires des plantes radis (*Raphanus sativus* L.) d'après de stress de NaCl.

Traitement	Témoin	NaCl (40 mmol.l <sup>-1</sup> )	NaCl (80 mmol.l <sup>-1</sup> )
PSPR (g)	$3,26 \pm 0,82$	$2,55 \pm 0,58$ NS	$2,23 \pm 0,50$ NS

L'analyse statistique révèle un effet non significatif ( $P=0,2$ ) de l'augmentation de l'apport de NaCl sur l'élaboration de poids sec des parties racinaires de radis (*Raphanus sativus* L.).



**Fig.34 :** L'effet du chlorure de sodium sur le poids sec des parties racinaires de radis (*Raphanus sativus* L.).

### III- Effet du Chlorure de Sodium sur les paramètres physiologiques et biochimiques :

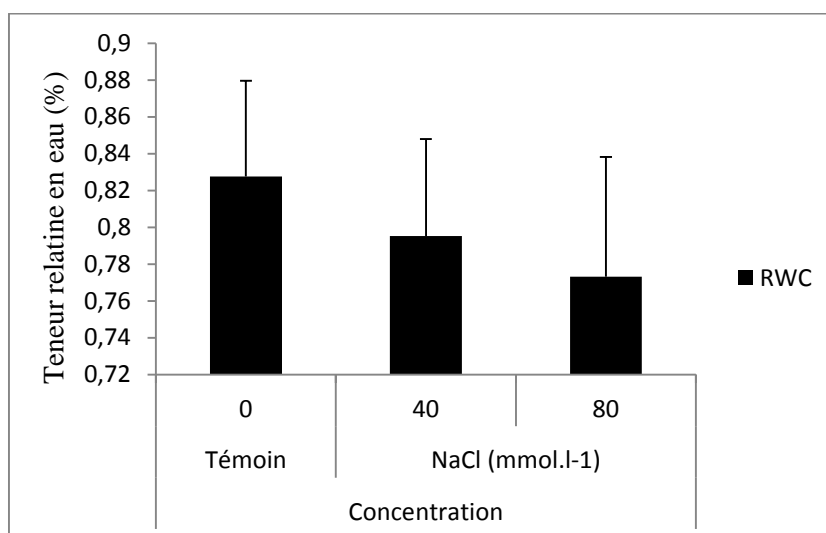
#### III-1 Effet du Chlorure de Sodium sur la teneur relative en eau (RWC) :

La figure (35) montre que les plantes du radis intoxiquées par de NaCl, Présentent une diminution de la teneur relative en eau de leurs feuilles ( $0.79\pm 0.05$  et  $0.77\pm 0.06\%$ ) respectivement sous les doses de NaCl (40,80 mmol.l<sup>-1</sup>), comparativement au témoin qui est de ( $0.82\pm 0.05\%$ ).

**Tableau 26 :** Evolution de la teneur relative en eau (RWC) de radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (P= 5%). .

Traitement	Témoin	NaCl (40 mmol.l <sup>-1</sup> )	NaCl (80 mmol.l <sup>-1</sup> )
RWC (%)	0,82±0,05	0,79±0,05 NS	0,77±0,06 NS

L'analyse statistique révèle un effet non significatif (P=0,5) de diminution la teneur relative en eau (RWC) de l'apport de NaCl sur l'élaboration de radis (*Raphanus sativus* L.).



**Fig. 35 :** L'effet du chlorure de sodium sur la teneur relative en eau (RWC)

De radis (*Raphanus sativus* L.).

### III-2 Effet du plomb sur la teneur en pigments chlorophylliens foliaires :

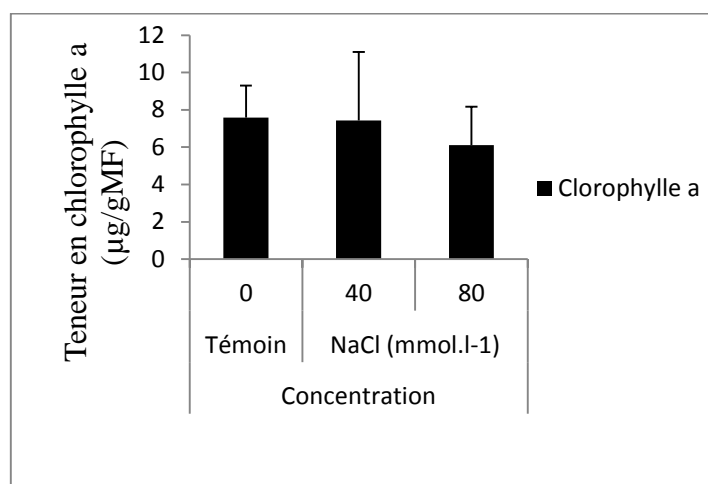
Les dosages de la chlorophylle a, b, totale et des caroténoïdes, ont été faites sur les feuilles des plantes (témoins et intoxiquées).

#### III-2-1 Teneur en Chlorophylle a (CH a) :

Les résultats obtenus au (tableau 27) montrent que les plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) intoxiquées par NaCl, présentent une diminution de la teneur en chlorophylle a (CHa) de leurs feuilles, c'est à dire une réduction non significative ( $7.42 \pm 3.67$  ;  $77 \pm 0.06$   $\mu\text{g/gMF}$  respectivement sous les doses de NaCl (40,80 mg/L) par rapport au témoin avec ( $7.57 \pm 1.71$   $\mu\text{g/gMF}$ ).

**Tableau 27 :** Evolution de la teneur en chlorophylle a (CH a) de radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (P= 5%).

Traitement	Témoin	NaCl (40 mmol.l <sup>-1</sup> )	NaCl (80 mmol.l <sup>-1</sup> )
CH a ( $\mu\text{g/gMF}$ )	$7.57 \pm 1.71$	$7.42 \pm 3.67$ NS	$6.11 \pm 2.05$ NS



**Fig. 36 :** L'effet du chlorure de sodium sur la teneur en chlorophylle a (CH a) de radis (*Raphanus sativus* L.).

### III-2-2 Teneur en chlorophylle B (CH B) :

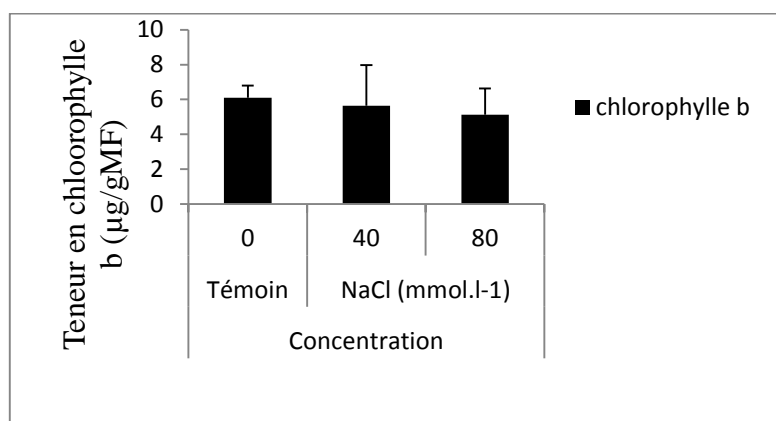
Les résultats obtenus dans la figure (37) révèlent que chez les plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.), a provoqué une diminution de la teneur en chlorophylle b, le teneur est diminuée chez les plantes intoxiquées, représenté par des valeurs de ( $5.63 \pm 2.34$  et  $5.13 \pm 1.50 \mu\text{g/g MF}$ ), sous les traitements (40 et 50  $\text{mmol.l}^{-1}$ ) respectivement, Par rapport aux plantes témoins ( $6.09 \pm 0.71 \mu\text{g/g MF}$ ).

**Tableau 28 :** Evolution de la teneur en chlorophylle B (CH B) de radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (P= 5%).

Traitement	Témoin	NaCl (40 $\text{mmol.l}^{-1}$ )	NaCl (80 $\text{mmol.l}^{-1}$ )
CH B ( $\mu\text{g/gMF}$ )	$6.09 \pm 0.71$	$5.63 \pm 2.34$ NS	$5.13 \pm 1.50$ NS

L'analyse statistique révèle un effet non significatif (P=0,7) de l'augmentation de l'apport de NaCl sur l'élaboration la teneur en chlorophylle b (CHB) de radis

(*Raphanus sativus* L.).



**Fig. 37** : L'effet du chlorure de sodium sur la teneur en chlorophylle b (CH B) de radis (*Raphanus sativus* L.).

### III-2-3 Teneur en chlorophylle totale (CHt) :

La figure (38) montre que le stress appliqué (NaCl) provoque une nette diminution du taux de la chlorophylle totale chez les plantes du radis, comparativement aux plantes témoins.

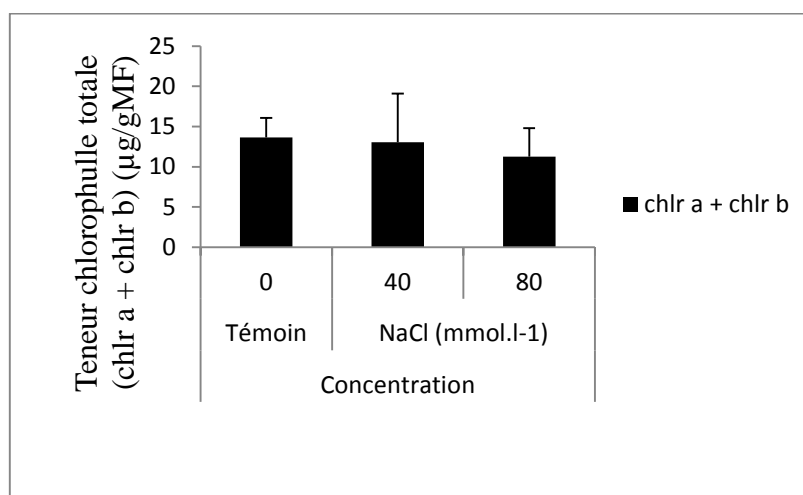
Représenté par des valeurs de (13.05±6.02, 11.24 ±3.56 µg/g MF), sous les traitements (40, 80 mmol.l<sup>-1</sup>) de NaCl respectivement, Par rapport aux plantes témoins (13.66±2.42 µg/g MF).

**Tableau 29** : Evolution de la teneur de la chlorophylle totale de radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes ± écart-type, selon le test de Newman-Keuls (P= 5%).

Traitement	Témoin	NaCl (40 mmol.l <sup>-1</sup> )	NaCl (80 mmol.l <sup>-1</sup> )
CHb (µg/gMF)	13.66±2.42	13.05±6.2 <b>TS</b>	11.24±3.56 <b>TS</b>

L'analyse statistique révèle un effet très significatif (P=0,007) de l'augmentation de l'apport de NaCl sur l'élaboration la teneur en chlorophylle totale de radis

(*Raphanus sativus* L.).



**Fig.38** : L'effet du chlorure de sodium sur la teneur en chlorophylle totale de radis (*Raphanus sativus* L.).

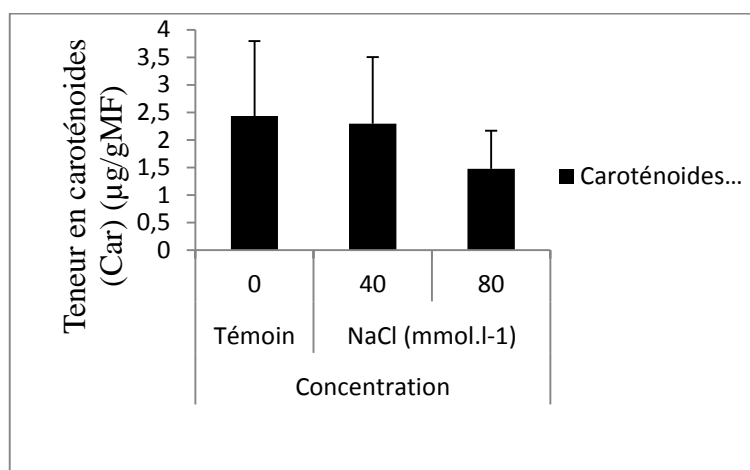
### III-3 Effet du NaCl sur la teneur en caroténoïdes :

L'effet de NaCl sur la teneur en caroténoïdes des plantes du radis est présenté dans la figure (39). La teneur en caroténoïdes en absence du NaCl témoins est de  $(2.43 \pm 1.35 \mu\text{g/g MF})$ . Mais cette teneur est diminué en présence de NaCl  $(2.29 \pm 1.20$  et  $1.47 \pm 0.69 \mu\text{g/g MF})$  sous le traitement  $(40 \text{ mmol.l}^{-1}$  et  $80 \text{ mmol.l}^{-1})$ .

**Tableau 30** : Evolution de la teneur en caroténoïdes la de radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls ( $P= 5\%$ ).

Traitement	Témoin	NaCl (40 mmol.l <sup>-1</sup> )	NaCl (80 mmol.l <sup>-1</sup> )
Car ( $\mu\text{g/gMF}$ )	$2.43 \pm 1.35$	$2.29 \pm 1.20$ NS	$1.47 \pm 0.69$ NS

L'analyse statistique révèle un effet non significatif ( $P=0,56$ ) de l'augmentation de l'apport de NaCl sur l'élaboration la teneur la teneur en caroténoïdes de radis (*Raphanus sativus* L.).



**Fig.39** : L'effet du chlorure de sodium sur la teneur en caroténoïdes de radis (*Raphanus sativus* L.).

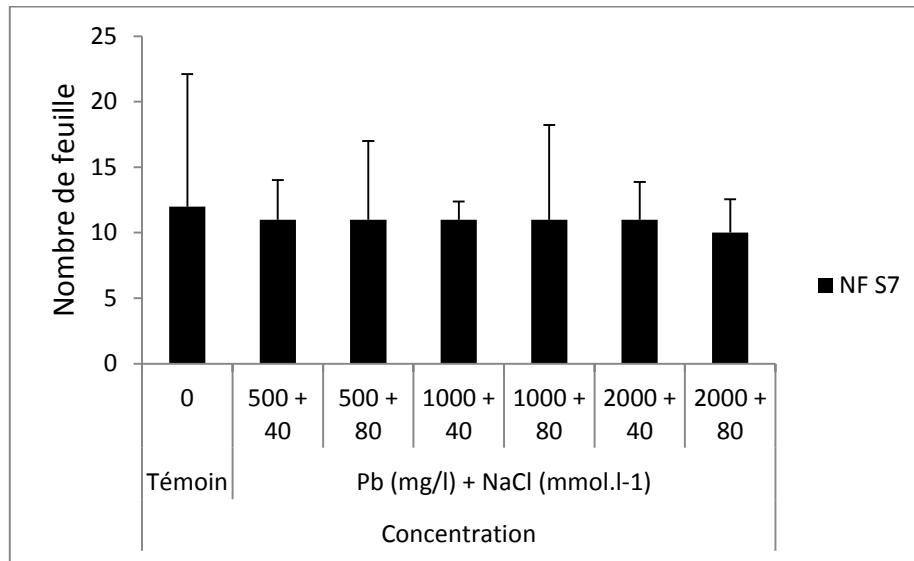
**C)- I-Effet combiné de Pb(NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub> + NaCl sur les paramètres morphologiques du radis (*Raphanus Sativus* L.) :**

**I-1 Effet combiné de Pb(NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub> + NaCl sur le nombre de feuilles :**

Durant cet essai le nombre de feuilles par plante a été compté chaque semaine pendant une durée de deux mois, comme le montre la figure (40) nous remarquons que l'évolution du nombre de feuilles chez les plantes témoins est plus élevée (12 feuilles par plante à la septième semaine), par rapport aux plantes intoxiquées (11, 11, 11, 11, 11 et 10 feuilles à la septième semaine) pour des concentrations de Pb(NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub> + NaCl et 500 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 500 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>, 1000 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 1000 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>, 2000 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 2000 + 80 mmol.l<sup>-1</sup> respectivement. Mais cette différence reste non significative ( $P > 0.05$ ).

**Tableau 31** : Evolution de nombre des feuilles du radis (*Raphanus sativus* L.). En fonction de dose de Pb(NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub> + NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes, selon le test de Newman-Keuls (Non significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> + NaCl (500 + 40)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> + NaCl (500 + 80)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> + NaCl (1000 + 40)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> + NaCl (1000 + 80)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> + NaCl (2000 + 40)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> + NaCl (2000 + 80)
Nombre des feuilles	12±10,11	11±3,01	11±6	11±1,37	11±7,22	11±2,87	10±2,55



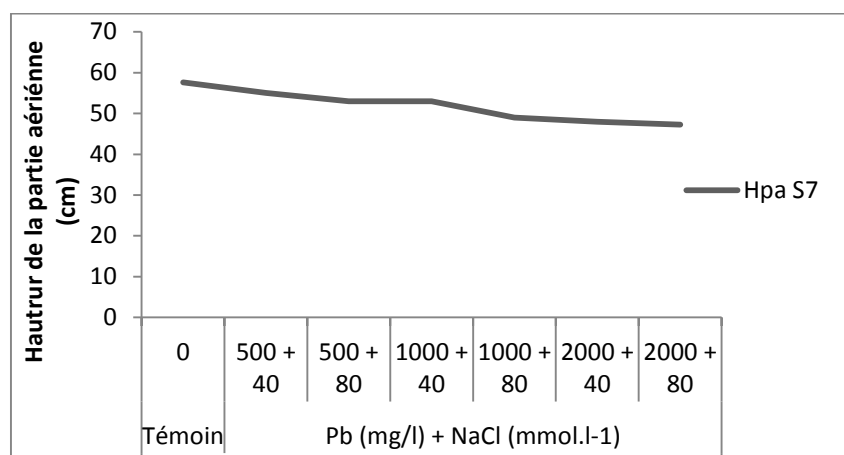
**Figure 40** : Effet du  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  sur l'évolution de nombre des feuilles du radis (*Raphanus Sativus L.*).

**I-2 Effet combiné de  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  sur l'évolution de la hauteur de la partie aérienne :**

Selon la figure (41), nous remarquons que la hauteur des parties aériennes des plantes témoins est plus élevé ( $57,6 \pm 2,64$  cm). Tandis que les plantes intoxiquées présentent les moins valeurs ( $55 \pm 3,68$  ;  $53 \pm 3,75$  ;  $53 \pm 1,36$  ;  $49 \pm 1,25$  ;  $48 \pm 1,04$  et  $55 \pm 1,65$  cm) à des concentrations de  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  et  $500 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $500 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup> du respectivement, Cette différence est hautement significative.

**Tableau 32** : Evolution de la hauteur de la partie aérienne des plantes du radis (*Raphanus sativus L.*) En cm. En fonction de dose de  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ . Les résultats sont présentés en Moyennes, selon le test de Newman-Keuls (Hautement significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (500 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (500 + 80)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (1000 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (1000 + 80)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (2000 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (2000 + 80)
Longueur des tiges (cm)	$57,6 \pm 2,64$	$55 \pm 3,68$ <b>HS</b>	$53 \pm 3,75$ <b>HS</b>	$53 \pm 1,36$ <b>HS</b>	$49 \pm 1,25$ <b>HS</b>	$48 \pm 1,04$ <b>HS</b>	$47,3 \pm 1,65$ <b>HS</b>



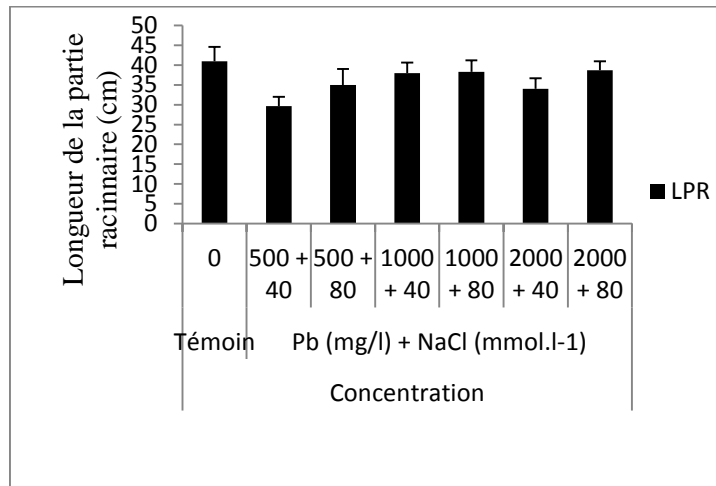
**Figure 41 :** Effet du  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  sur l'évolution de la hauteur des parties aériennes des plantes de radis (*Raphanus Sativus L.*).

**I-3 Effet du combiné de  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  sur l'évolution de la Longueur de la partie racinaire :**

Selon la figure (42), nous remarquons que la longueur des parties racinaires des plantes témoins et intoxiquées par le  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ , présentent une diminution clairement avec l'augmentation de la longueur des parties racinaires ( $29 \pm 2.31$ ,  $35 \pm 4$ ,  $38 \pm 2.65$ ,  $38 \pm 2.89$ ,  $34 \pm 2.65$ ,  $38,66 \pm 2.31$  cm) à des concentrations du  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  ( $500 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $500 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>) respectivement, par rapport au témoin ( $41 \pm 3.61$  cm) avec une probabilité qui est égale 0,007 ; Cette différence est très significative.

**Tableau 33 :** Evolution de la longueur des parties racinaires des plantes du radis (*Raphanus sativus L.*) En cm. En fonction de dose de  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ . Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (Très significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (500 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (500 + 80)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (1000 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (1000 + 80)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (2000 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (2000 + 80)
Longueur des racines (cm)	$41 \pm 3.61$	$29 \pm 2.31$ <b>TS</b>	$35 \pm 4$ <b>TS</b>	$38 \pm 2.65$ <b>TS</b>	$38 \pm 2.89$ <b>TS</b>	$34 \pm 2.65$ <b>TS</b>	$38,66 \pm 2.31$ <b>TS</b>



**Figure 42 :** Effet du  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  sur l'évolution de la Longueur des parties racinaires des plantes de radis (*Raphanus Sativus L.*).

**II- Effet du combiné de  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  sur les paramètres biométriques du radis (*Raphanus sativus L.*) :**

**II-1 Effet du combiné de  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  sur le poids frais :**

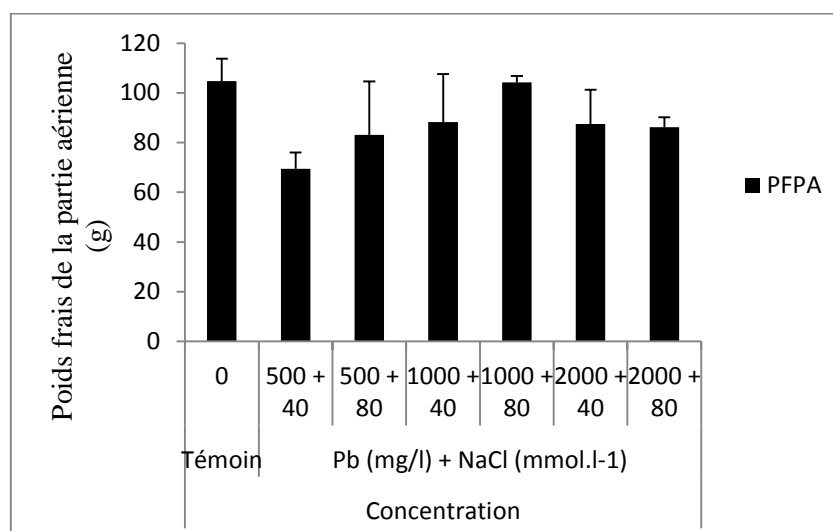
**II-1-1 Effet du combiné de  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  sur le poids frais des parties aériennes :**

Le poids frais des parties aériennes en absence du  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  témoins ( $104 \pm 8.98$  g), les plantes intoxiquées par le  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  présentent une diminution clairement avec l'augmentation de poids frais des parties aériennes ( $69 \pm 6.61$ ,  $83 \pm 21.50$ ,  $88 \pm 19.27$ ,  $104 \pm 2.46$ ,  $87 \pm 13.74$ ,  $86 \pm 3.99$  g), des concentrations ( $500 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $500 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>), Cette différence est moyennement significative ( $p = 0,05$ ).

**Tableau 34 :** Evolution de poids frais des parties aériennes du radis (*Raphanus sativus L.*)

En g. En fonction de dose de  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ . Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (moyennement significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (500 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (500 + 80)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (1000 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (1000 + 80)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (2000 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (2000 + 80)
PFA (g)	$41 \pm 3.6$	$29 \pm 2.31$ MS	$35 \pm 4$ MS	$38 \pm 2.65$ MS	$38 \pm 2.89$ MS	$34 \pm 2.65$ MS	$38,66 \pm 2.31$ MS



**Figure 43 :** Effet du  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$  sur le poids frais des parties aériennes des plantes de radis (*Raphanus Sativus L.*).

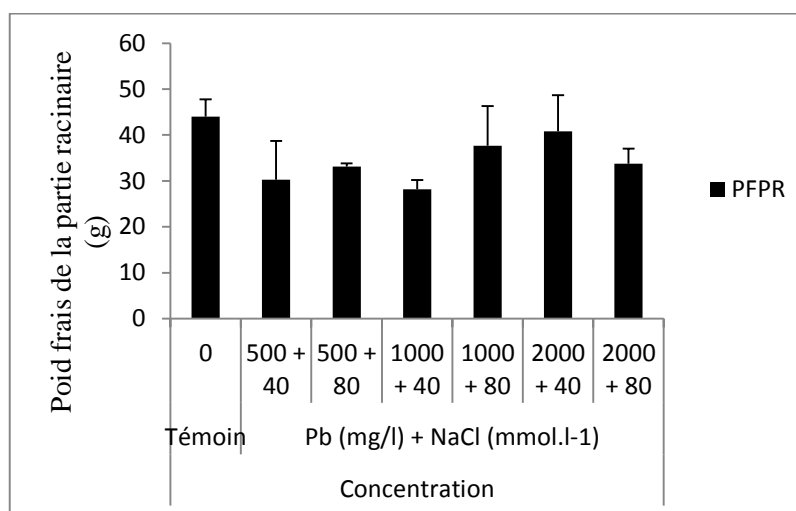
### II-1-2 Effet du combiné de $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ sur le poids frais des parties racinaires :

Le poids frais des parties racinaires en absence du  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$  témoins ( $44 \pm 3.72$  g), les plantes intoxiquées par le  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$  présentent une diminution clairement avec l'augmentation de la concentration de  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$  (30  $\pm$  8.43, 28  $\pm$  2.02, 37  $\pm$  8.66, 40  $\pm$  7.87, 33  $\pm$  3.26 g), des concentrations (500 + 40  $\text{mmol.l}^{-1}$ , 500 + 80  $\text{mmol.l}^{-1}$ , 1000 + 40  $\text{mmol.l}^{-1}$ , 1000 + 80  $\text{mmol.l}^{-1}$ , 2000 + 40  $\text{mmol.l}^{-1}$ , 2000 + 80  $\text{mmol.l}^{-1}$ ) avec une probabilité qui est égale 0,04 ; Cette différence est moyennement significative.

**Tableau 35 :** Evolution de poids frais des parties racinaires du radis (*Raphanus sativus L.*)

En g. En fonction de dose de  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ . Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (moyennement significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (500 + 40)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (500 + 80)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (1000 + 40)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (1000 + 80)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (2000 + 40)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (2000 + 80)
PFPR (g)	44 $\pm$ 3.72	30 $\pm$ 8.43 <b>MS</b>	33 $\pm$ 0.74 <b>MS</b>	28 $\pm$ 2.02 <b>MS</b>	37 $\pm$ 8.66 <b>MS</b>	40 $\pm$ 7.87 <b>MS</b>	33 $\pm$ 3.26 <b>MS</b>



**Figure 44 :** Effet du  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  sur le poids frais des parties racinaires des plantes de radis (*Raphanus Sativus L.*).

## II-2 Effet du combiné de $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ sur le poids sec :

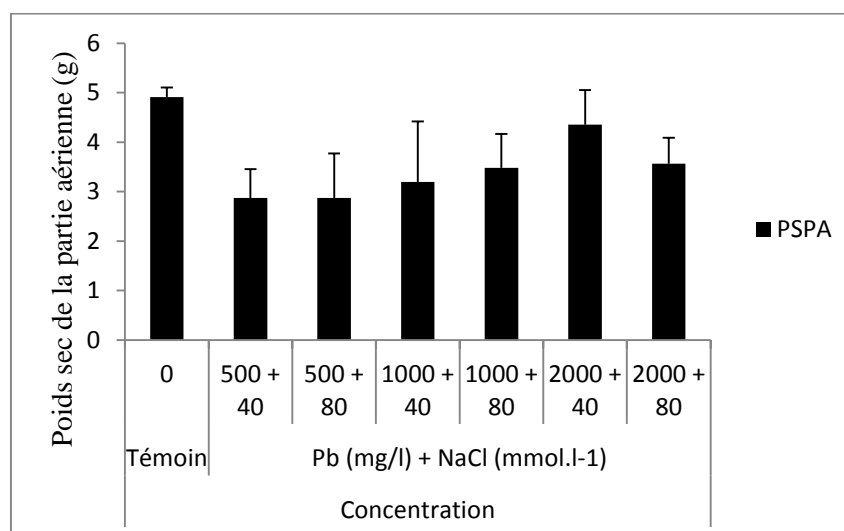
### II-2-1 Effet du combiné de $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ sur le poids sec des parties aériennes :

Le poids sec des parties aériennes en absence du  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  témoins ( $4.91 \pm 0.19$  g), les plantes intoxiquées par le  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$  présentent une diminution clairement avec l'augmentation de poids sec des parties aériennes de leur ( $2.86 \pm 0.58$ ,  $2.87 \pm 0.90$ ,  $3.19 \pm 1.22$ ,  $3.48 \pm 0.69$ ,  $4.35 \pm 0.69$ ,  $3.56 \pm 0.53$  g), à des concentrations ( $500 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $500 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>), Cette différence est moyennement significative

**Tableau 36 :** Evolution de poids sec des parties aériennes du radis (*Raphanus sativus L.*)

En g. En fonction de dose de  $Pb(NO_3)_2 + NaCl$ . Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (moyennement significative).

Traitement	Témoin (0 ppm)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (500 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (500 + 80)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (1000 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (1000 + 80)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (2000 + 40)	$Pb(NO_3)_2 + NaCl$ (2000 + 80)
PSPA (g)	$4.91 \pm 0.19$	$2.86 \pm 0.58$ MS	$2.87 \pm 0.90$ MS	$3.19 \pm 1.22$ MS	$3.48 \pm 0.69$ MS	$4.35 \pm 0.69$ MS	$3.56 \pm 0.53$ MS



**Figure 45 :** Effet du  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$  sur le poids sec des parties aériennes des plantes de radis (*Raphanus Sativus L.*).

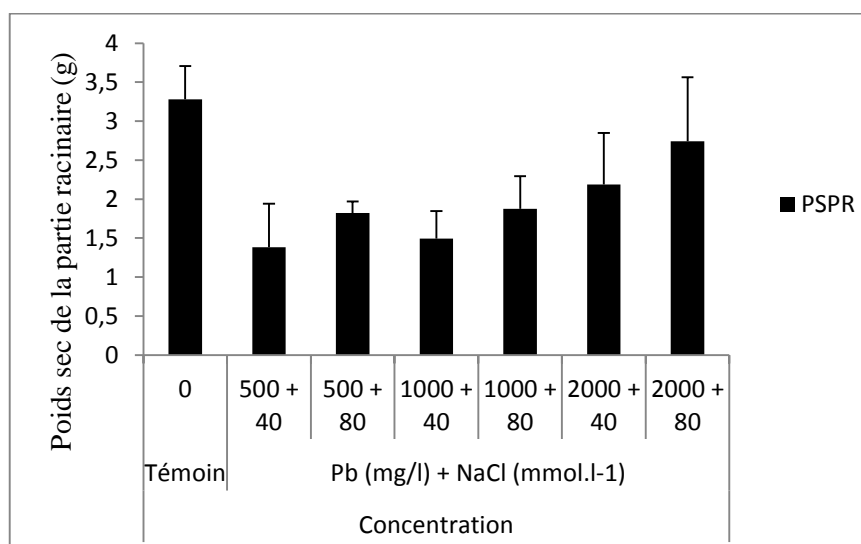
### II-2-2 Effet combiné de $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ sur le poids sec des parties racinaires :

Le poids sec des parties racinaires en absence du  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$  (témoins) ( $3.28 \pm 0.43$  g), nous remarquons que les plantes intoxiquées par le  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ , présentent une diminution de poids sec des parties racinaire ( $1.38 \pm 0.55$ ,  $1.82 \pm 0.14$ ,  $1.49 \pm 0.35$ ,  $1.87 \pm 0.41$ ,  $2.18 \pm 0.66$ ,  $2.74 \pm 0.81$ g) des concentrations du  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$  ( $500 + 40 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $500 + 80 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $1000 + 40 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $1000 + 80 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $2000 + 40 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $2000 + 80 \text{ mmol.l}^{-1}$ ), respectivement.

**Tableau 37 :** Evolution de poids sec des parties racinaires de radis (*Raphanus Sativus L.*). En fonction de dose de NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls ( $P= 5\%$ ).

Traitement	Témoin (Oppm)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (500+40)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (500+80)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (1000+40)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (1000+80)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (2000+40)	$\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$ (2000+80)
PSPR (g)	$3.28 \pm 0.42$	$1.38 \pm 0.55$ TS	$1.82 \pm 0.14$ TS	$1.49 \pm 0.35$ TS	$1.87 \pm 0.41$ TS	$2.18 \pm 0.66$ TS	$2.47 \pm 0.81$ TS

L'analyse statistique révèle un effet non significatif ( $P=0,005$ ) de l'augmentation de l'apport de  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2 + \text{NaCl}$  sur le poids sec des parties racinaires de radis (*Raphanus sativus L.*).



**Fig. 46 :** L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur le poids sec des parties racinaires de radis (*Raphanus sativus* L.).

### III- Effet combiné de $Pb(NO_3)_2$ +NaCl sur les paramètres physiologiques et biochimiques :

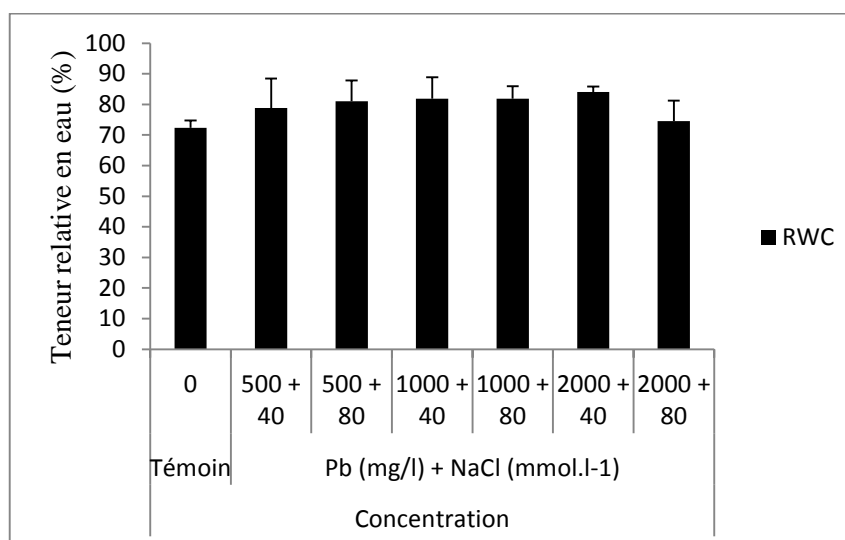
#### III-1 Effet combiné de $Pb(NO_3)_2$ +NaCl sur la teneur relative en eau (RWC) :

La figure (47) montre que les plantes du radis intoxiquées par le plomb + NaCl, Présentent une augmentation de la teneur relative en eau de leurs feuilles ( $78.77 \pm 9.66$ ,  $81.05 \pm 6.75$ ,  $81.05 \pm 6.75$ ,  $81.84 \pm 7.02$ ,  $81.88 \pm 4.00$ ,  $84.06 \pm 1.76$ ,  $74.51 \pm 6.75\%$ ) respectivement sous les doses de plomb + NaCl ( $500 + 40 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $500 + 80 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $1000 + 40 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $1000 + 80 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $2000 + 40 \text{ mmol.l}^{-1}$ ,  $2000 + 80 \text{ mmol.l}^{-1}$ ).

**Tableau 38 :** Evolution de la teneur relative en eau (RWC) de radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de plomb + NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes  $\pm$  écart-type, selon le test de Newman-Keuls (P= 5%).

Traitement	Témoïn (0ppm)	$Pb(NO_3)_2$ +NaCl (500+40)	$Pb(NO_3)_2$ +NaCl (500+80)	$Pb(NO_3)_2$ +NaCl (1000+40)	$Pb(NO_3)_2$ +NaCl (1000+80)	$Pb(NO_3)_2$ +NaCl (2000+40)	$Pb(NO_3)_2$ +NaCl (2000+80)
RWC (%)	$72.31 \pm 2.46$	$78.77 \pm 9.66$ NS	$81.05 \pm 6.75$ NS	$81.84 \pm 7.02$ NS	$81.88 \pm 4.00$ NS	$84.06 \pm 1.76$ NS	$74.51 \pm 6.7$ NS

L'analyse statistique révèle un effet non significatif (P=0,19) de l'augmentation de l'apport de plomb + NaCl sur la teneur relative en eau de radis (*Raphanus sativus* L.).



**Fig.47 :** L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur la teneur relative en eau de radis (*Raphanus sativus* L.).

### III-2 Effet combiné de Pb (NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub> +NaCl sur la teneur en pigments chlorophylliens foliaires :

Les dosages de la chlorophylle a, b, totale et des caroténoïdes, ont été faites sur les feuilles des plantes (témoins et intoxiquées).

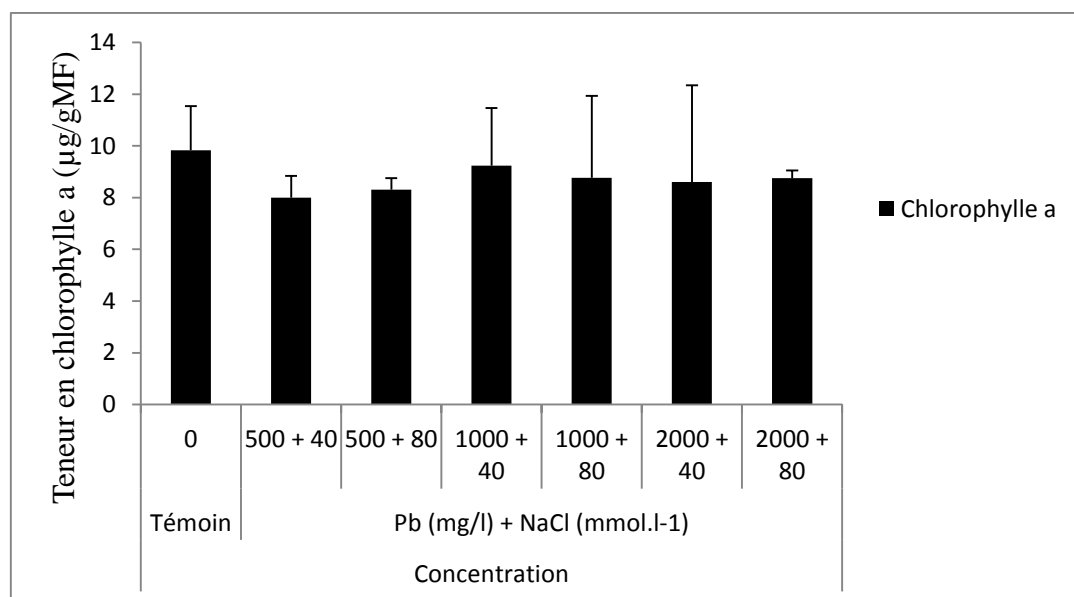
#### III-2-1 Teneur en chlorophylle a (CHa) :

La figure (48) montre que les plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) intoxiquées par le plomb avec NaCl, présentent une augmentation et une diminution entre eux de la teneur en chlorophylle a (CHa) de leurs feuilles (2.47±13, 2.88±2.26 , 2.80±0.54, 2.57 ±1.11, 2.61±113, 2.53± 0.59µg/g MF), respectivement sous les doses de plomb + NaCl (500 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 500 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>, 1000 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 1000 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>, 2000 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 2000 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>), comparativement au témoin qui est de (2.53±0.59µg/g MF).

**Tableau 39 :** Evolution de la teneur en chlorophylle a de radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de plomb avec NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes ± écart-type, selon le test de Newman-Keuls (P= 5%).

Traitement	Témoin (0ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (500+40)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (500+80)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (1000+40)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (1000+80)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (2000+40)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (2000+80)
CHa (µg/gMF)	2.53±0.59	2.47±13 NS	2.88±2.2 NS	2.80±0.54 NS	2.57 ±1.11 NS	2.61±113 NS	2.53± 0.59 NS

L'analyse statistique révèle un effet non significatif ( $P=0,9$ ) de l'augmentation de l'apport de plomb avec NaCl sur la teneur relative en eau de radis (*Raphanus sativus* L.).



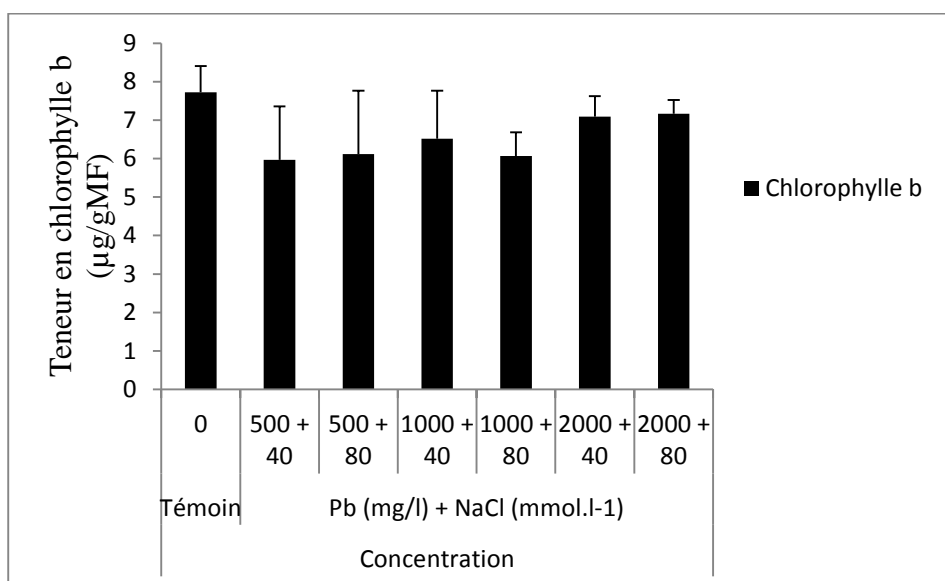
**Fig.48 :** L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur la teneur relative en chlorophylle a (*Raphanus sativus* L.).

### III-2-2 Teneur en chlorophylle B (CH B) :

La figure (49) montre que les plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) intoxiquées par le plomb avec NaCl, présentent une augmentation et une diminution entre eux de la teneur en chlorophylle a (CHa) de leurs feuilles ( $5.96 \pm 1.38$ ,  $6.11 \pm 1.64$ ,  $6.51 \pm 1.24$ ,  $6.06 \pm 0.6$ ,  $7.09 \pm 0.53$ ,  $7.16 \pm 0.35$  µg/g MF), respectivement sous les doses de plomb + NaCl ( $500 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $500 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>), comparativement au témoin qui est de ( $7.72 \pm 0.68$  µg/g MF).

**Tableau 40 :** Evolution de la teneur en chlorophylle b de radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de plomb avec NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes ± écart-type, selon le test de Newman-Keuls ( $P= 5\%$ ).

Traitement	Témoin (Oppm)	Pb(NO3)2 +NaCl (500+40)	Pb(NO3)2 +NaCl (500+80)	Pb(NO3)2 +NaCl (1000+40)	Pb(NO3)2 +NaCl (1000+80)	Pb(NO3)2 +NaCl (2000+40)	Pb(NO3)2 +NaCl (2000+80)
CH B (µg/gMF)	7.72±0.68	5.96±1.38 NS	6.11±1.64 NS	6.51±1.24 NS	6.06 ±0.6 NS	7.09±0.53 NS	7.16± 0.35 NS



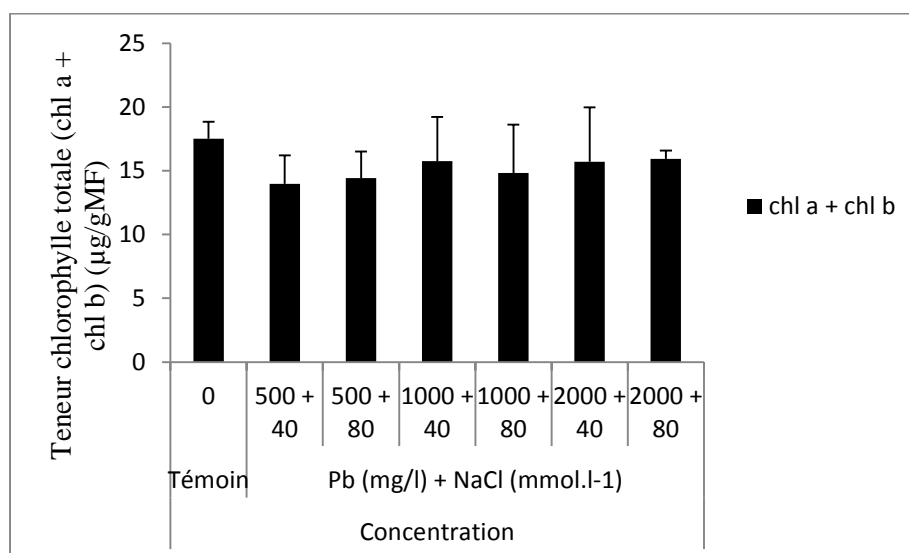
**Fig.49** : L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur la teneur relative en chlorophylle b (*Raphanus sativus* L.).

### III-2-3 Teneur en chlorophylle totale (CHt) :

La figure (50) montre que les plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) intoxiquées par le plomb avec NaCl, présentent une augmentation et une diminution entre eux de la teneur en chlorophylle totale (CHt) de leurs feuilles ( $13.96 \pm 2.22$ ,  $14.42 \pm 2.09$ ,  $15.75 \pm 3.47$ ,  $14.82 \pm 3.78$ ,  $15.69 \pm 4.37$ ,  $15.92 \pm 0.65$  µg/g MF), respectivement sous les doses de plomb + NaCl ( $500 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $500 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $1000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 40$  mmol.l<sup>-1</sup>,  $2000 + 80$  mmol.l<sup>-1</sup>), comparativement au témoin qui est de ( $17.51 \pm 1.32$  µg/g MF).

**Tableau 41** : Evolution de la teneur en chlorophylle totale de radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de plomb avec NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes ± écart-type, selon le test de Newman-Keuls (P= 5%).

Traitement	Témoin (0ppm)	Pb(NO3)2 +NaCl (500+40)	Pb(NO3)2 +NaCl (500+80)	Pb(NO3)2 +NaCl (1000+40)	Pb(NO3)2 +NaCl (1000+80)	Pb(NO3)2 +NaCl (2000+40)	Pb(NO3)2 +NaCl (2000+80)
CH B (µg/gMF)	17.51±1.32	13.96±2.22 NS	14.42±2.09 NS	15.75±3.47 NS	14.82 ±3.78NS	15.69±4.37N S	15.92± 0.65 NS



**Fig.50 :** L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur la teneur relative en chlorophylle totale (*Raphanus sativus* L.).

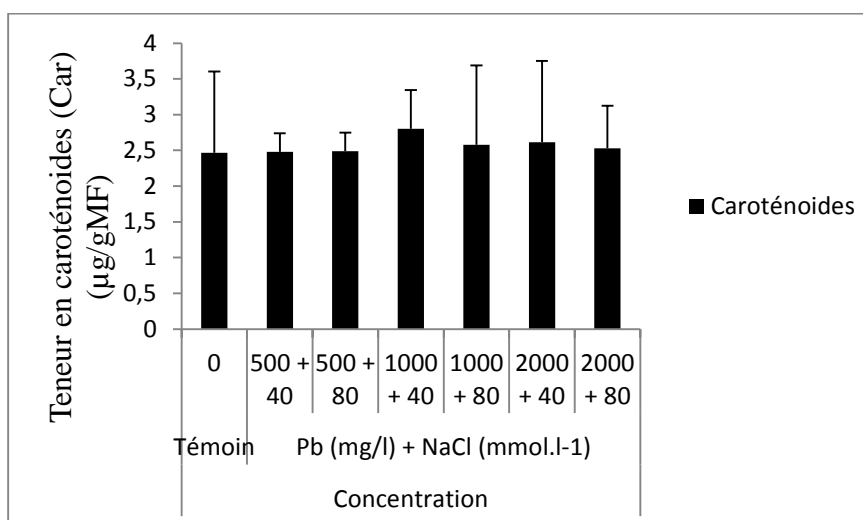
### III-3 Effet du combiné de Pb (NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub> +NaCl sur la teneur en caroténoïdes :

La figure (51) montre que les plantes du radis (*Raphanus Sativus* L.) intoxiquées par le plomb avec NaCl, présentent une diminution et une augmentation entre eux de la teneur en caroténoïdes de leurs feuilles (2.47±0.26, 2.48±0.26, 2.80±0.54, 2.57±1.11, 2.61±1.13, 2.53±0.59 µg/g MF), respectivement sous les doses de Pb + NaCl (500 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 500 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>, 1000 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 1000 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>, 2000 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 2000 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>), comparativement au témoin qui est de (2.46±1.13 µg/g MF). C'est à dire cette teneur est augmenté chez les plantes intoxiquées par rapport au témoin.

**Tableau 42 :** Evolution de la teneur en caroténoïdes la de radis (*Raphanus Sativus* L.). En fonction de dose de NaCl. Les résultats sont présentés en Moyennes ± écart-type, selon le test de Newman-Keuls (P= 5%).

Traitement	Témoin (0ppm)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (500+40)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (500+80)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (1000+40)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (1000+80)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (2000+40)	Pb(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> +NaCl (2000+80)
Car (µg/gMF)	2.46±1.13	2.47±0.26	2.48±0.26	2.80±0.54	2.57±1.11	2.61±1.13	2.53±0.59
		NS	NS	NS	NS	NS	NS

L'analyse statistique révèle un effet non significatif (P=0, 78) de l'augmentation de l'apport de plomb + NaCl sur la teneur en caroténoïdes de radis (*Raphanus sativus* L.).



**Fig.51** : L'effet du chlorure de sodium avec le plomb sur la teneur en caroténoïdes de radis (*Raphanus sativus* L.).

## Chapitre VI : Discussions

L'objectif de notre étude est d'examiner le comportement d'une légumineuse, le radis (*Raphanus sativus L.*) À des doses croissantes de plomb, NaCl et plomb + NaCl durant une période d'expérimentation de deux mois.

### I- L'effet du plomb sur les paramètres macroscopiques (paramètres morphologiques et biométriques) :

De nombreuses études ont démontré que le plomb à de très faibles concentrations inhibe la croissance des plantes (Mishra et Choudhuri, 1998 ; Wierzbicka et Obidzinska, 1998 ; Tomulescu *et al.*, 2004). Par ailleurs, des études faites par (Wierzbicka et Obidzinska, 1998). (Mishra et Choudhuri, 1998 ; Kosobrukhov *et al.*, 2004 ; Xiong *et al.*, 2006 ; Zheljzakov *et al.*, 2006). ont montré que l'inhibition de la croissance n'est pas forcément corrélée à une diminution de biomasse.

Ceci pourrait s'expliquer d'après (Seregin et Ivanov, 2001; Sharma et Dubey, 2005). (Cecchi, 2008) par l'altération de nombreux processus physiologiques comme la régulation du statut hydrique, la nutrition minérale, la respiration ou la photosynthèse et l'interaction du plomb avec les différents composants cellulaires et les macromolécules (protéines, ADN...).

Ces perturbations moléculaires s'accompagnent par des anomalies macroscopiques tels que le brunissement des racines, jaunissement des feuilles, des chloroses et des nécroses foliaires (Seregin et Ivanov, 2001; Sharma et Dubey, 2005).

Nos résultats montrent que l'excès de plomb inhibe la croissance du radis (*Raphanus sativus L.*) qui se manifeste par une réduction du poids frais de la plante (biomasse produite), diminution de la taille et réduction du nombre de feuilles. Ces résultats obtenus sont en accord avec ceux de (Sereguine et Ivanov, 1998) qui ont également observé une inhibition de 50% de la croissance des racines du maïs traité par le nitrate de plomb, (Anuradha et Rao, 2007; Gopal et Rizvi, 2008; Biteur *et al.*, 2011; Ait hamadouche *et al.*, 2012), qui ont révélé une diminution des paramètres biométriques chez le radis stressé par les métaux lourds.

➤ **Effet sur la croissance (les paramètres biométriques) :**

Les stress abiotiques sont responsables d'une perte de rendement estimé à 50% pour les cultures les plus réponsives (**BEN NACEUR *et al*, 2001**). Ils constituent donc des facteurs limitant non négligeables. Ces stress se traduisent par des changements morphologiques, physiologiques, biochimiques et moléculaires qui affectent négativement la croissance de la plante et sa productivité (**BEN NACEUR *et al*, 2001 ; SEMMADI et RAHMOUNE, 1995 ; WANG *et al*, 2001**).

Pour s'adapter au stress salin, la plante peut éviter les dommages par la réduction de sa croissance (**YEO, 1983 ; ZHU, 2002 ; BENMAHIOUL *et al*, 2009**). C'est l'effet le plus commun des stress abiotiques sur la physiologie des plantes. La réduction de la croissance est une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante exposée à un stress abiotique. En effet, ce retard de développement permet à la plante d'accumuler de l'énergie et des ressources pour combattre le stress avant que le déséquilibre entre l'intérieur et l'extérieur de l'organisme n'augmente jusqu'à un seuil où les dommages seront irréversibles. La croissance est inversement corrélée à la résistance au stress salin d'une espèce ou d'une variété (**ZHU, 2001**).

L'effet du stress peut aussi être lié à des perturbations de concentrations des régulateurs de croissance, notamment de l'acide abscissique et des cytokinines (**TERMAAT *et al*, 1985 ; KUIPER *et al*, 1990**), mais aussi à une réduction de la capacité photosynthétique suite à une diminution de la conductance stomatique du CO<sub>2</sub> induite par la contrainte saline (**WALKER *et al*, 1981 ; SANTIAGO, 2000**).

Pour mettre en évidence les potentialités d'adaptation du radis (*Raphanus Sativus* L.) en milieu salin, ont été exposés pendant deux mois à des concentrations croissantes en NaCl. Nos essais ont montré que le nombre de feuilles et de nœuds, la croissance pondérale (diamètre au collet), la hauteur moyenne de la tige, la longueur racinaire, les biomasses fraîche et sèche aérienne et souterraine, ainsi que leur rapport respectif varient en fonction de la provenance. En effet, l'appareil végétatif de du radis est la plus sensible à l'effet du stress salin que son système racinaire et ça pour l'ensemble des provenances testées.

La réduction de la croissance de la partie aérienne sous l'effet de la plus forte concentration testée (80 mmol.l<sup>-1</sup> NaCl). Nos résultats sont en accord avec ceux de LEMZERI (2006). Cet auteur signale que l'augmentation de la salinité induit une diminution de la croissance de la partie aérienne de *Schinus mölle*, d'*Acacia cyanophylla*, et d'*Eucalyptus gomphocephala*, cependant, n'a pas d'effet significatif sur la croissance de leurs systèmes racinaires. Ainsi, **BENMAHIOUL *et al* (2009)** signalent que la présence de NaCl dans le milieu de culture

entraîne chez le pistachier fruitier, une diminution significative de la longueur de la tige et la production de feuilles par embryon développé.

## **II- L'effet du plomb, NaCl et plomb + NaCl sur les paramètres physiologiques :**

Le plomb n'est jamais considéré comme un élément essentiel à la croissance des plantes, mais il peut les stimuler (Dou 1988). Dans le cadre de ce travail, la réponse chez le radis (*Raphanus sativus*) au stress Salin induit par le plomb a été estimée par l'analyse des paramètres physiologiques. Les résultats des figures montrent une inhibition de la croissance, qui résulte d'une réduction d'élongation foliaire et racinaire, et des masses de matière fraîche et sèche, après une semaine par rapport six semaines ; l'élongation racinaire diminue que l'élongation foliaire après une semaine, et augmente durant six semaines, et la masse de matière fraîche diminue que matière sèche des différents organes des plantules et des plantes du radis, après une semaine d'application du stress d'exposition à différentes concentrations du plomb (500, 1000 et 2000 mg/l), respectivement.

De nombreux travaux font état d'une inhibition de la croissance et réduction d'élongation foliaire et racinaire, et des masses de matière fraîche et sèche, après exposition par le plomb des plantes variées telles que les petits pois (Koppittke *et al.*, 2007b), le radis (Gopal et Rizvi, 2008), le maïs (Ekmekçi *et al.*, 2009), l'ail (Liu *et al.*, 2009), *Arabidopsis thaliana* (Phang *et al.*, 2011), et *Glomus etunicatum* et *Calopogonium mucunoides* (Souza *et al.*, 2012) ; ou par d'autres métaux lourds comme l'aluminium dans la pomme de terre et le concombre (Tabaldi *et al.*, 2007 ; Pereira *et al.*, 2010), l'arsénite dans le riz (Choudhury *et al.*, 2010), le cadmium dans le radis et le blé (Anuradha et Rao, 2007 ; Liu *et al.*, 2007b), le chrome dans le melon (Akinci et Akinci 2010), le cuivre dans le radis (Sun *et al.*, 2010) et le mercure dans *Pfaffia glomerata* (Calgaroto *et al.*, 2010) ; cet effet étant fonction de la concentration et de la durée du traitement avec le plomb ou les métaux lourds.

## **L'effet du plomb, NaCl et plomb + NaCl sur la teneur relative en eau (RWC) :**

La teneur relative en eau (RWC) des feuilles renseigne sur la turgescence relative des tissus et figure parmi les critères d'évaluation de la tolérance au stress. Elle est liée à la capacité de la plante à maintenir un niveau d'hydratation des tissus qui soit à même de garantir la continuité de l'activité métabolique.

Nos résultats montrent que le stress appliqué (plomb, NaCl et plomb + NaCl) à différentes concentrations 500 mg/L, 500 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 500 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>, 1000 mg/L,

1000 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 1000 + 80 mmol.l<sup>-1</sup>, 2000 mg/L, 2000 + 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 2000 + 80 mmol.l<sup>-1</sup> et 40 mmol.l<sup>-1</sup>, 80 mmol.l<sup>-1</sup> sur le radis (*Raphanus sativus L.*). Provoque une diminution et une augmentation de la teneur relative en eau (RWC) au niveau des feuilles des plantes traitées, ces dernières ont pu garder une teneur en eau relativement élevée et proche de celle de leur témoin.

Ceci signifie que le radis tolère la présence de plomb en contrôlant ses pertes d'eau. Cet effet peut résulter d'une régulation stomatique efficace (**Brunet, 2008 ; Cheikh M'hamed et al., 2008**).

Pour maintenir la turgescence de ces cellules, Les plantes déclenchent d'autres mécanismes de tolérance qui contribuent à l'adaptation au stress osmotique et ionique provoqués par les métaux, ces mécanismes permettent d'ajuster la pression osmotique interne, grâce aux électrolytes et aux solutés organiques (**Driouich et al., 2001**) principalement des sucres solubles et des acides aminés, comme la proline et la glycine bêtaïne (**Taji et al., 2004 ; Denden et al., 2005**).

Des résultats similaires obtenus par (**Brunet, 2008**) montrent qu' il y a peu de différences concernant la teneur relative en eau (RWC) des plantes légumineuse (*Lathyrus sativus L.*) traitées par le plomb, d'autres études ont permis d'observer une diminution du taux de transpiration ainsi que du contenu en eau dans les plantes (**Iqbal et Mushtaq, 1987; Sharma et Dubey, 2005**). Même résultats ont été montré chez l'orge (*Hordium vulgare L.*) sous stress salin, Ceci pouvant être dû à une fermeture des stomates induite par l'altération des flux de K<sup>+</sup> à travers la membrane et l'augmentation du contenu en acide abscissique (ABA) (**Cheikh M'hamed et al., 2008**).

Plusieurs études ont montré que les plantes tolérantes au sel tolèrent souvent d'autres contraintes telles que le refroidissement, le gel, la chaleur et la sécheresse parce que la résistance au stress salin est généralement corrélée avec un système antioxydant plus efficace (**Zhu et al., 2004**) donc aussi la tolérance naturel au sel se produisant dans les plantes peut être connectés avec une plus grande résistance aux stressants, y compris les métaux et offre mécanismes de résistance à la sècheresse peuvent contribuer indirectement à la tolérance aux métaux, car des niveaux élevés de métaux lourds sont responsables de stress hydrique secondaire dans les plantes (**Lutts et al., 2004 ; Poschenrieder et al., 1989**).

### **III- L'effet du plomb sur les paramètres biochimiques :**

#### **Effet du plomb sur la teneur en pigments chlorophylliens foliaires :**

La teneur en pigments chlorophylliens est souvent utilisée pour évaluer l'impact de nombreux stress environnementaux.

Au niveau physiologique une exposition au plomb entraîne de nombreuses perturbations dans les parties aériennes, en particulier l'appareil photosynthétique (**Seregin et Ivanov, 2001; Sharma et Dubey, 2005**).

Nos résultats montrent une diminution importante de la teneur en pigments chlorophyllien (CHa, CHb, CHt et Caroténoïdes) du radis (*Raphanus sativus L.*) exposé à différentes concentrations en Pb (500, 1000 et 2000 mg/l) par rapport aux témoins.

Cette diminution s'accroît avec l'augmentation de l'intensité du stress.

De ce fait plusieurs travaux montrent que le plomb a une influence sur la réduction de la teneur en pigments chlorophylliens (chlorophylles et caroténoïdes). Ceci pourrait être attribué d'une part, au stress oxydatif qui provoque l'inhibition de l'acide aminolévulinique déshydratase (ALAD), une enzyme importante dans la biosynthèse de la chlorophylle (**Pereira et al., 2006**) et d'autre part, le plomb peut agir directement sur le transport des électrons et des enzymes du cycle de Calvin ( en particulier la Rubisco) et indirectement induit une diminution de la teneur en chlorophylle (**Chatterjee et Chatterjee, 2000**).

Le plomb, en induisant une fermeture des stomates, limite considérablement les flux gazeux entre les feuilles et le milieu extérieur. Cette limitation du flux de CO<sub>2</sub> entrant est considérée comme la cause principale de la forte réduction de la fixation du CO<sub>2</sub> (**Bazzaz et al., 1975 ; Parys et al., 1998**).

Les ions du plomb peuvent aussi être la cause principal de la détérioration de la structure et de la composition des thylakoïdes et des chloroplastes, ce qui a pour effet d'altérer les photosystèmes (**Yruela, 2005**).

L'effet des différentes concentrations de (Pb) ne semble pas identique sur les deux types de chlorophylle a et b, les résultats obtenus montrent que la chlorophylle b est plus sensible que la chlorophylle a à l'intoxication et la chlorophylle totale est supérieur aux caroténoïdes.

L'intoxication au plomb se manifeste par une augmentation de la teneur en caroténoïdes d'une même façon proportionnelle à la concentration de plomb (500,1000, 2000 mg/l). Ceci résulterait probablement du fait que lors d'un stress oxydatif par le plomb, celui ci induit un déséquilibre au niveau de la cellule entre les molécules oxydantes et antioxydantes, les caroténoïdes assurent une protection contre les dommages oxydatifs se trouvent de ce fait affectés par le plomb (**Lawler, 2001**).

Des résultats similaires ont montré que la teneur en pigments chlorophylliens est réduit sous l'effet du plomb dans le radis (**Gopal et Rizvi, 2008 ; Sun et al., 2010**), le maïs, *Chlorella vulgaris* et *Pfaffia glomerata* (**Ghani et al, 2010 ; Bajguz, 2011 ; Gupta et al., 2011**) ; et des métaux lourds comme l'aluminium dans la pomme de terre et le concombre (**Tabaldi et al., 2007 ; Pereira et al., 2010**), le cadmium dans le maïs, *Pfaffia glomerata* et le radis (**Jain et al., 2007 ; Skrebsky et al., 2008 ; El-Beltagi et al., 2010**), le cuivre dans le radis (**Sun et al., 2010**), et le nickel dans le blé (**Gajewska et Sktodowska, 2007**) ; cet effet est en fonction de la concentration et de la durée du traitement avec le plomb ou les métaux lourds.

Le plomb pose actuellement des problèmes importants en matière de contamination de l'environnement. Les plantes, du fait de leur immobilité, sont particulièrement vulnérables à l'effet délétère de ce contaminant.

Les capacités d'accumulation du plomb par le radis (*Raphanus sativus L.*) ont été étudiées par plusieurs travaux, Les résultats montrent que le radis présente des capacités d'accumulation dans les différentes parties, faisant de cette espèce végétale une candidate pour la mise au point de nouveaux systèmes de phytoremédiation.

L'objectif de notre travail c'est l'étude de l'effet du plomb et chlorure de sodium (*NaCl*) sur la croissance du radis (*Raphanus sativus L.*) (Paramètres morphologiques, biométriques, physiologiques et biochimiques) et sur l'évaluation des capacités de tolérance et de défense de ce dernier pour être utilisé dans la dépollution des sols contaminés.

L'effet du sel semble affecter plus la croissance et le développement des plantules que le système racinaire est le plus touché par le stress que l'appareil végétatif.

Les résultats obtenus indiquent que l'exposition au plomb provoque une perturbation qui affecte les processus physiologiques et biochimiques du radis.

L'excès de plomb peut affecter la plante du radis (*Raphanus sativus L.*) par une inhibition de croissance, une réduction de biomasse, et des tailles. L'observation macroscopique a révélée l'apparition des signes visibles au niveau des feuilles et des tubercules (jaunissement, taches brunes).

L'analyse physiologique des plantes exposées de plomb montre une augmentation de la teneur relative en eau (RWC) ce qui témoigne d'un maintien d'hydratation des tissus et figure parmi les critères d'évaluation de la tolérance au stress.

Dans notre travail le plomb induit aussi une diminution de la teneur en pigments chlorophylliens foliaires (CHa, CHb, CHt) et augmentation de la Caroténoïdes à différentes concentrations du plomb.

Les analyses réalisées sur la plante des teneurs ont été corrélées positivement avec la concentration de NaCl et de Pb fournie dans les milieux de culture de ces plantes.

Selon **Hclal et al. (1999)** et **Stevens et al. (2003)**, la salinité peut affecter l'absorption des métaux lourds, au moins partiellement par modification des fonctions des racines et les propriétés en relation avec les composants osmotique et ionique du stress salin.

D'après ces résultats, nous pouvons déduire que :

Les modifications des paramètres morphologiques, biométriques, physiologiques et biochimiques suggèrent que le plomb induit un stress oxydatif chez le radis (*Raphanus sativus* L.) au cours de sa croissance par rapport au témoin, ces effets ont été confirmés par la réduction des pigments chlorophylliens.

Ce qui prouve que le radis (*Raphanus sativus* L.) est une plante qui tolère, accumule le plomb et résiste aux contraintes de ce métal. De ce fait cette plante est peut être proposée comme un moyen épuratif (plante phytoremédiatrice) des sols contaminés par le plomb.

Il sera important aussi de tester les capacités de tolérance du radis (*Raphanus sativus* L.) à d'autres métaux (Cd, Zn, Ni, Cu...), car il est rare qu'un milieu soit pollué par un seul métal. Ceci permettrait d'étudier les réponses de la plante aux autres métaux mais aussi sa réaction face à la combinaison de plusieurs d'entre eux qui pourrait induire une contrainte différente. De plus un phénomène de compétition entre les différents éléments métalliques pourra se produire permettant de déterminer les « préférences » de la plante.

Nos résultats concluent que la salinité diminue l'absorption de plomb par les racines et sa translocation vers les parties aériennes de plante du radis (*Raphanus sativus* L.).

**A**

**Abreu CA, de Abreu MF et andrade JC (1998).** Distribution of lead in the soil profile evaluated by DTPA and Mehlich-3 solutions. Bragantia **57**: 185-882.

**Ait Hamadouche N, Aoumeur H, Djedjai S, Slimani M et Aoues A (2012).** "Phytoremediation potential of *Raphanus sativus* L. for lead contaminated soil". Acta Biologica Szegediensis **56** :43-49.

**Akinci IE et Akinci S (2010).** Effect of chromium toxicity on germination and early seedling growth in melon (*Cucumis melo* L.). Afr J Biotech. 9 (29): 4589-4594.

**Alloway B.J (1995).** Heavy metals in soils. Blackie Academic & Professional, London, 2nd Edition, 368 p.

**An Y J (2006).** "Assessment of comparative toxicities of lead and copper using plant assay." Chemosphere **62** : 1359-1365.

**Anuradha S et Rao SSR (2007).** The effect of brassinosteroids on Radish (*Raphanus sativus* L.) seedlings growing under cadmium stress. Plant Soil Environ **53** : 465-472.

**B**

**BABA- SIDI- KASSI S., 2010.** Effet du stress salin sur quelques paramètres phonologiques (biométrie, anatomie) et nutritionnels de l'Atriplex en vue d'une valorisation agronomique. Mémoire de magistère. Faculté des sciences de la nature et de la vie et sciences de la terre et de l'univers. Université Kasdi Merbah – Ourgla, 75p+Annexe.

**Baize D (1997).** "Teneurs totales en éléments traces métalliques dans les sols (France). "INRA Editions, Paris, 408 pp.

**Baize D (2002).** "Les éléments traces métalliques dans les sols. INRA éditions.

**Bajguz A (2011).** Suppression of *Chlorella vulgaris* growth by cadmium, lead, and copper stress and its restoration by endogenous brassinolide. Arch Environ Contam Toxicol. 60: 406-416.

- BAJJI M, KINET J.M et LUTTS S., 2002.** Osmotic and ionic effects of *NaCl* on germination, early seedling growth, and ion content of *Atriplex halimus* (*Chenopodiaceae*). *Can. J. Bot.* **3** (80): 297-304.
- Baron M (2001).** "Suppression de l'utilisation de la grenaille de plomb de chasse dans les zones humides exposant les oiseaux d'eau au saturnisme". Rapport MEDD, 20p.
- Barrs HD et Weatherley PE (1962).** A re-examination of the relative turgidity technique for estimating water deficits in leaves. *Aust. J. Biol. Sci* **24** : 519-570.
- Base de Données Nomenclaturale de la Flore de France (2011).** Nomenclature, taxonomie, synonymie, correspondances. Contribution : membres du réseau Tela Botanica. BDNFF v4.02
- Bazzaz FA, Carlson RW, Rolfe GL (1975).** "Inhibition of Corn and Sunflower Photosynthesis by Lead." *Physiologia Plantarum* **34** : 326-329.
- BELKHODJA M et BIDAÏ Y., 2004.** Réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. *Sécheresse*, **4**(15) :331-334.
- BELL D.T., 1999.** Australian trees for the rehabilitation of waterlogged and salinity-damaged landscapes. *Aust. J. Bot.* (47) : 697-716.
- BEN HASSINE H., 2005.** Effets de la nappe phréatique sur la salinisation des sols de cinq périmètres irrigués en Tunisie. *Étude et Gestion des Sols*, Vol.12, pp 281-300.
- BEN NACEUR M, RAHMOUNE C, SDIRI H, MEDDAHI M.L et SELMI M., 2001.** Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques variétés maghrébines de blé. *Sciences et changements planétaires/ sécheresse*, **3**(12) :74-167.
- BENATA H, BERRICHI A.B, REDA TAZI M, ABDELMOUMEN H et MISBAH EL IDRISSI M., 2006.** Effet du stress salin sur la germination, la croissance et le développement de trois espèces légumineuses : *Acacia tortilis* var. *raddiana*, *Leucaena leucocephala* et *Prosopis juliflora*. Le Premier Congrès National sur l'Amélioration de Production Agricole Settat (*Recueil des résumés*).
- BENMAHIOUL B., DAGUIN F., et KAID-HARCHE M., 2009.** Effet du stress salin sur la germination et la croissance *in vitro* du pistachier (*Pistacia vera* L.). *C. R. Biologies*, **332** :164- 170.

**Bernstein, L. (1975).** Effects of salinity and sodicity on plant-growth. Annual Review of Phytopathology 13 : 295-312.

**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., Vey 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.

**Biteur N, Aoues A, Kharoubi A et Slimani N (2011).** "Oxidative stress induction by lead in leaves of Radish (*Raphanus sativus*) seedlings". Not Sci Biol **3** : 93-99.

**BOUALLA N., BENZIANE A., DERRICH Z., 2012.** Origine de la salinisation des sols de la plaine de M'léta (bordure sud du bassin sebkha Oran). Journal of Applied Biosciences, vol. 53, pp 3787-3796.

**BOUAOUINA S., ZID E et HAJJI M., 2000 .**Tolérance à la salinité, transports ioniques et fluorescence chlorophyllienne chez le blé dur (*Triticum turgidum* L.) *CIHEAM–Options Méditerranéennes* : 239-243.

**BOUKACHABIA E., 1993.** Contribution à l'étude de quelques mécanismes morphologiques et biochimiques de tolérance à la salinité chez cinq génotypes de blé dur (*Triticum durum* Dest). Mémoire de Magister .université d'Annaba, 108 p.

**BOULGHALAGH J, BERRICHI A, EL HALOUANI H et BOUKROUTE A., 2006.** Effet des stress salin et hydrique sur la germination des graines du jojoba (*Simmondsia chinensis* [link] schneider).Recueil des résumés. Le Premier Congrès National sur l'Amélioration de Production Agricole, Settat, Maroc, 24p.

**Brgm (2004).** "Guide méthodologique du plomb appliqué à la gestion des sites et des sols pollués. Rapport final, BRGM/RP-52881-FR."

**Brunet J, Reppelin A, Varralult G, Terryn N et Zuily-Fodil Y (2008).**"Lead accumulation in the roots of grass pea (*Lathyrus sativus* L.)". C.R.Biologies **331** : 859-864.

## C

**C. P. C. S., 1967.** Classifications des sols. INRA, Grignon, 96 p.

**Calgaroto NS, Castro GY, Cargnelutti D, Pereira LB, Gonçalves JF, Rossato LV, Antes FG, Dressler VL Flores EMM, Schetinger MRC et Nicoloso FT (2010).** Antioxidant system activation by mercury in *Pfaffia glomerata* plantlets. *Biometals*. 23: 295- 305.

**Cecchi M (2008).** "Devenir du plomb dans le système Sol-Plante : Cas d'un sol contaminé par une usine de recyclage du plomb et de deux plantes potagères (Fève et Tomate)." Thèse de doctorat. Institut National Polytechnique de Toulouse.226P.

**Chatterjee J et Chatterjee C (2003).** Management of phytotoxicity of cobalt in tomato by chemical measures. *Plant Science* **64**: 793-801.

**Cheikh M'Hamed H, Abdellaoui R, Kadri K, Ben Naceur M et Bel Hadj S (2008).** Evaluation de la tolérance au stress salin de quelques accessions d'orge (*Hordium vulgare* L.) cultivées en Tunisie: approche physiologique. *Sciences & Technologie* **28** : 30 -37.

**Chen J, Zhu C, Li LP, Sun ZY et Pan XB (2007).** "Effects of exogenous salicylic acid on growth and H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>-metabolizing enzymes in rice seedlings under lead stress." *Journal of Environmental Sciences* **19** : 44-49.

**Cheng C, Motohashi R, Tsuchimoto S, Fukuta Y, Ohtsubo H, Ohtsubo E (2003).** Polyphyletic origin of cultivated rice : based on the interspersed pattern of SINEs. *Mol Biol Evol* **20** :67-75.

**CHESWORTH W., 2008.** Encyclopedia of Soil Science, Ed. Springer Dordrecht, Berlin, 902

**Choudhury B, Mitra S et Biswas AK (2010).** Regulation of sugar metabolism in rice (*Oryza sativa* L.) seedlings under arsenate toxicity and its improvement by phosphate. *Physio Mol Bio Plants*. 16 (1): 59-68.

**Chuang MC., Shu GY., Liu JC., 1996.** Solubility of heavy metal in a contaminated soil : effects of redox potential and pH. *Water, Air and Soil Pollution* 34 : 543-556.

**CİÇEK N et ÇAKIRLAR H., 2002 .**The effect of salinity on some physiological parameters in two maize cultivars. *Bulg. J. Plant Physiol.***28** (1–2) : 66–74.

**Czernichow P (2006).** Item 108. Santé et environnement-Maladies transmissibles. Elsevier Masson S.A.S. PARIS.

## D

**DEBEZ A, CHAIBI W et BOUZID S., 2001.** Effet du NaCl et de régulateurs de croissance sur la germination d'*Atriplex halimus* L. *Agriculture*. **2** (10) : 8-135.

**Denden M., Bettaieb T., 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*. Vol. 23 N°4, pp220-226.

**Dou ZX (1988).** Lead pollution in soil and its effect on plants. *Agro Environ Protect*. 7 (3): 38-39.

**DOUAOUI A., 2005.** Variabilité spatiale de la salinité et sa relation avec certaines caractéristiques des sols de la plaine du Bas-Chélif. Apport de la géostatistique et de la télédétection. Thèse de doctorat d'État, INA, Alger, 233 p.

**DOUAOUI A., BENBOUALI E., GAOUAR A., 2001.** Les facteurs intrinsèques de dégradation de la structure de surface des sols du Bas-Cheliff. *Annales de l'Institut National Agronomique - El-Harrach*, vol. 22, pp 27-47.

**Drazkiewicz M (1994).** "Chlorophyll-occurrence, functions, mechanism of action, effects of internal and external factors." *Photosynthetica* **30**: 321-331.

**Driouich A, Ouhsine M, Ouassou A et Bengueddour R (2001).** Effet du NaCl sur l'activité du phosphénol pyruvate carboxylase (PEPC) foliaire et son rôle sur la synthèse du malate et de la proline chez le blé dur (*Triticum durum* Desf). *Science letters* **3** :1-7.

**Dumat C, Chiquet A, Goody D, Aubry E, Morin G, Juillot F, Benedetti M (2001).** Metal ion geochemistry in smelter impacted soils and soil solutions. *Bulletin de la Société Géologique de France* **172**: 539-548.

## **E**

**Ekmekçi Y, Tanyolaç D et Ayhan B (2009).** A crop tolerating oxidative stress induced by excess lead in maize. *Acta Physio Plant*. 31: 319-330.

**El-Beltagi HS, Mohamed AA et Rashed MM (2010).** Response of antioxidative enzymes to cadmium stress in leaves and roots of radish (*Raphanus sativus* L.). *Not Sci Bio*. 2 (4): 76-82.

**EL-MEKKAOUI M., 1990.** Etude des mécanismes de tolérance à la salinité chez le blé dur (*T. durum* Desf) et l'orge (*H. vulgare*) : recherches de tests précoces de sélection. Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques, Université de Montpellier, 191 p.

**Ernet WHO (1996).** Bioavailability of heavy metals and decontamination of soils by plants. Applied Geochemistry **11**: 163-167.

## F

**Ferrand E, Dumat C, Leclerc-Cessac E et Benedetti M (2006).** Phytoavailability of zirconium in relation to its initial added form and soil characteristics. Plant Soil **287**: 313-325.

**Foy CD, Chaney RL et White MC (1978).** "The Physiology of Metal Toxicity in Plants." Annual Review of Plant Physiology **29**: 511-566.

## G

**Gajewska E et Sktodowska M (2007).** Relations between tocopherol, chlorophyll and lipid peroxides content in shoots of Ni-treated wheat. J Plant Physio. **164**: 364-366.

**GARRE J.P et PEULON V., 1989.** Traitement, entretien et gestion des arbres en villes. *Rev. For. Fr* : 233-245.

**Ghani A, Shah AU et Akhtar U (2010).** Effect of lead toxicity on growth, chlorophyll and lead ( $Pb^{+2}$ ) contents of two varieties of maize (*Zea mays* L.). Pak J Nutr. **9** (9): 887-891.

**GILL K S., 1979.** Effects of soil salinity on grain filling and grain development in burly. Biologia plantarum, **24** (4) : 266-269.

**Gopal R et Rizvi AH (2008).** "Excess lead alters growth, metabolism and translocation of certain nutrients in radish." Chemosphere **70** : 1539-1544.

**GREENWAY H et MUNNS R., 1980.** Mechanism of salt tolerance in non-halophytes. Annual Review of Plant Physiology, (31) :149-190.

**Gupta DK, Nicoloso FT, Schetinger MR, Rossato LV, Huang HG, Srivastava S et Yang XE (2011).** Lead induced responses of *Pfaffia glomerata*, an economically important Brazilian medicinal plant, under *in vitro* culture conditions. Bull Environ Contam Toxicol. **86**: 272-277.

## H

**Haussling M, Jorns CA, Lehmbecker G, Hecht-Buchholz C et Marschner H (1988).** Ion and water uptake in relation to root development of Norway spruce (*Picea abies* (L.) Karst). Journal of Plant Physiology **133**: 486-491.

**Hinsinger P et Gilkes RJ (1996).** Mobilisation of phosphates rock and alumina-sorbed phosphate by roots of ryegrass and clover as related to rhizosphere pH. European Journal of Soil Science **47**: 53-544.

**Hinsinger P, Schneider A et Dufey JE (2005).** "Le sol : ressource en nutriments et biodisponibilité." In « Sols et Environnement », Dunod (ed), Paris, 285-305.

**HOPKINS W.G., 2003.** Physiologie végétale. 2ème édition. De Boeck, Bruscelles : 476p.

**Huynh (2009).** Impacts des métaux lourds sur l'interaction plante / ver de terre / microflore tellurique ; thèse de Doctorat. Université Paris Est 169 p.

## **I**

**IPTRID, 2006.** Conférence électronique sur la salinisation : Extension de la salinisation et

**Iqbal J et Mushtaq S (1987).** "Effect of lead on germination, early seedling growth, soluble protein and acid phosphatase content in *Zea mays*." Pakistan Journal of Scientific and Industrial Research **30**: 853-856.

**IRD, 2008.** Les dossiers thématiques de l'Institut de recherche pour le développement. Les

**Islam E, Yang X, Li T, Liu D, Jin X et Meng F (2007).** "Effect of Pb toxicity on root morphology, physiology and ultrastructure in the two ecotypes of *Elsholtzia argyi*." Journal of Hazardous Materials **147**: 806-816.

## **J**

**Jain M, Pal M, Gupta P et Garde R (2007).** Effect of cadmium on chlorophyll biosynthesis and enzymes of nitrogen assimilation in greening maize leaf segments: Role of 2- oxoglutarate. Ind J Experim Bio **45**: 385-389.

**Jeannot R., Lemièrre B., Chiron S., Augustin F. et Darmendrail D. (2001).** Guide méthodologique pour l'analyse des sols pollués. BRGM Editions, Orléans, France.

**Jopony M and SD Young (1994).** "The solid solution equilibria of lead and cadmium in polluted soils." European Journal of Soil Science **45**(1): 59-70.

## **K**

**Kabata-Pendias A et Pendias H (1992).** "Trace elements in soils and plants." CRC Press, Boca Raton, Florida, 2nd Edition, 209 p.

**Kabata-Pendias A. and Pendias H. (2001).** Trace elements in soils and plants. CRC Press London.

**KHAN M A., HAMID A., SALAHUDDIN A.B. M., QUASE A. et KARIM M A., 1997 :** Effect of sodium chloride on growth, photosynthesis and mineral ions accumulation of different types of rice (*Oryza sativa*). *J. Agronomy and science* : 149-161.

**KLOPPMANN W., BOURHANE A., ASFIRANE F., 2011.** Méthodologie de diagnostic de

**Kopittke PM, Asher CJ, Kopittke RA et Menzies NW (2007b).** Toxic effects of Pb<sup>2+</sup> on growth of cowpea (*Vigna unguiculata*). *Environ Poll.* 150: 280-287.

**Kosobrukhov A, I Knyazeva et Mudrik V (2004).** "Plantago major plants responses to increase content of lead in soil: Growth and photosynthesis." *Plant Growth Regulation* **42** : 145-151.

**KUIPER D, SCHUIT D. & KUIPER J.C., 1990.** Actual cytokinin concentrations in plant tissue as an indicator for salt resistance in cereal. *Plant Soil*, **123**:243-245.

## L

**Lawler JM et Demaree SR (2001).** "Relationship between NADP-specific isocitrate dehydrogenase and glutathione peroxidase in aging rat skeletal muscle." *Mechanisms of Ageing and Development* **122**: 291-304.

**LEMZERI H., 2006.** Réponses écophysiologicals de trois espèces forestières du genre *Acacia*, *Eucalyptus* et *Schinus* (*A. cyanophylla*, *E. gomphocephala* et *S. molle*) soumises à un stress salin. Mémoire de magistère, Université de Mentouri Constantine, 180 p + annexe.

**LEVIGNERON A, LOPEZ F, VARISUYT G, BERTHOMIEN P et CASSE-DELBAR T., 1995.** Les plantes face au stress salin. *Cahier d'agriculture*. (4) : 263-273.

**Liu D, Jiang W, Liu C, Xin C, Hou W (2000).** "Uptake and accumulation of lead by roots, hypocotyls and shoots of Indian mustard [*Brassica juncea* (L.).]" *Bioresource Technology* **71** : 273-277.

**Liu D, Zou J, Meng Q, Zou J et Jiang W (2009).** Uptake and accumulation and oxidative stress in garlic (*Allium sativum* L.) under lead phytotoxicity. *Ecotoxicol.* 18: 134- 143.

**Liu X, Zhang S, Shan XQ et Christie P (2007b).** Combined toxicity of cadmium and arsenate to wheat seedlings and plant uptake and antioxidative enzyme responses to cadmium and arsenate co-contamination. *Ecotoxicol Environ.* 68: 305-313.

**Loué A. (1993).** Oligo-éléments en agriculture. Ed. Nathan (ed), 45-177. L'origine de la salinité des masses d'eau, BRGM, Orléans, 123p.

**Lutts S., Lefèvre I., Delpèrèe C., Kivits S., D echamps C., Robledo A. and Correal E. (2004).** Heavy metal accumulation by halophyte species Mediterranean saltbush", *Journal of Environmental Quality*, 33, 1271-1279.

## M

**MAILLARD J., 2001.** Le point sur l'Irrigation et la salinité des sols en zone sahélienne. Risques et recommandations. *Handicap International*, 34p.

**Makowski E, Kita A, Galas W, Karcz W, Kuperberg JM (2002).** "Lead distribution in corn seedlings (*Zea mays* L.) And its effect on growth and the concentrations of potassium and calcium." *Plant Growth Regulation* **37**: 69-76.

**Marschner, H. (1995).** Mineral Nutrition of Higher Plants. 2 nd edn., Academic Press, London.

**Mishra A et Choudhuri MA (1998).** "Amelioration of lead and mercury effects on germination and rice seedling growth by antioxidants." *Biologia Plantarum* **41**: 469-473.

**Morlot M (1996).** "AGHTM Aspects analytiques du plomb dans l'environnement", Ed lavoisier TEC&DOC.

**Munns, R. (2002).** Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell. Environ.*, **25**: 239-250.

## N

**NDOUR P et DANTHU P., 2000.** Effet des contraintes hydrique et saline sur la germination de quelques acacias africains. Projet National de Semences Forestières du Sénégal. 11 p.

**Nriagu JO (1978).** The biogeochemistry of lead in the environment. Ed JO Nriagu, Elsevier Biomedical Press, Amsterdam.

## **Q**

**Obroucheva NV, Bystrova EI, Ivanov VB, Antipova OV, Seregin IV (1998).** "Root growth responses to lead in young maize seedlings." Plant and Soil **200**: 55-61. p.

## **P**

**Parida A.K., Das A.B., (2005) :** Salt tolerance and salinity effect on plants : review. Ecotoxicology and Environmental Safety. Vol.60, pp. 324-349.

**Parys E, Romanowska E, Siedlecka M et Poskuta J (1998).** "The effect of lead on photosynthesis and respiration in detached leaves and in mesophyll protoplasts of *Pisum sativum*." Acta Physiologiae Plantarum **20** : 313-322.

**Pereira LB, Mazzanti CMA, Gonçalves JF, Cargnelutti D, Tabaldi LA, Becker AG, Calgaroto NS, Farias JG, Battisti V, Bohrer D, Nicoloso FT, Morsch VM et Schetinger MRC (2010).** Aluminum-induced oxidative stress in cucumber. *Plant Physio Biochem.* 1-7.

**Pereira LB, Tabaldi LA, Goncalves JF, Jukoski JO et Pauletto MM (2006).** Effect of aluminium on inolevulinic acid dehydratase (ALAD) and the development of cucumber (*Cucumis sativus*). Environ Exp Bot **57** : 106-115.

**Phang IC, Leung DWM, Taylor HH et Burritt DJ (2011).** Correlation of growth inhibition with accumulation of Pb in cell wall and changes in response to oxidative stress in *Arabidopsis thaliana* seedlings. *Plant Growth Regul.* 64: 17-25.

**Pichard A (2003).** Plomb et ses dérivés. Institut national de l'environnement. 90p.

**Poschenrieder C., Guns B. and B. and Barcelo J. (1989).** Influence of cadmium on water relations, stomatal-resistance, and abscisic-acid content in expanding bean leaves. *Plant Physiol.* 90, 1365-1371.

**Poskuta JW, Parys E et Romanowska E (1987).** The effects of lead on the gaseous exchange and photosynthetic carbon metabolism of pea seedlings. Acta Soc. Bot. Pol **56** : 127-137.

## **R**

**RAHMOUNE C, MAALEM S, KADRI K et BEN NACEUR M., 2008.** Etude de l'utilisation des eaux fortement salées pour l'irrigation des plantes du genre *Atriplex* en zones semi arides. *Revue des régions arides*, **21** (2) : 924-929.

**RAHMOUNE C, PAUL R et DREZE P., 1998.** Interaction between foliar and root intake of Zn by peas .Proc. Symposium : Foliar fertilisation "A technic to improve production and disease pollution", Eds Publ. *NCR* : 181-184.

**RAHMOUNE C, SEMADI A, AUAD H et TAHAR A., 1997.** Air quality and lichenic distribution in the north east Algeria. Proc of Second International Scientific Conference. Science, Development and Environment, *Cairo*, Egypt : 333-344.

**RAHMOUNE C, SERIDI R, PAUL R et DREZ P., 2000.** Influence on Zn concentration in solution Applied to leaves and Roots on the absorption and translocation of Cd by leave. *Agricultural Sciences*, **1**(27) :72-77.

**RASANEN L.A., 2002.** Biotic and abiotic factors influencing the development of N<sub>2</sub>-fixing symbioses between rhizobia and the woody legumes *Acacia* and *Prosopis*. Academic dissertation in microbiology. Helsinki. Thesis.80p.

**Raskin I et Ensley BD (2000).** Phytoremediation of toxic metals ; using plants to clean up the environment. John Wiley & Sons, New York.

**REJILI M, VADEL M.A et NEFFATP M., 2006.** Comportements germinatifs de deux populations de *Lotus creticus* (L.) en présence du NaCl. *Revue des Régions Arides*, **1**(17) : 65-78.

**RUSH D.W et EPSTEIN E., 1981.** Breeding and selection for salt-tolerance by incorporation of wild germplasm into a domestic tomato. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* (106) : 699-704.

## **S**

**SAIDI D., 2004.** Influence de la phase saline sur les propriétés physiques des matériaux argileux du Bas-Chéliff. Thèse de doctorat d'Etat, INA El-Harrach, 181 p.

**SANTIAGO L.S., 2000.** Morphological and physiological responses of hawaiian *Hibiscus tiliaceus* populations to light and salinity. *Int. J. Plant Sci.*, **161** : 99-106.

**Schippers RR (2004).** *Raphanus sativus* L. [Internet] Fiche de Protabase. Grubben, G.J.H. & Denton, O.A. (Editeurs). PROTA (Plant Resources of Tropical Africa / Ressources végétales de l'Afrique tropicale), Wageningen, Pays Bas.

**Scippa G, DI Michele M, Onelli E, Patrignani G, Chiatante D et Bray E (2004).** The histone-like protein H1-S and the response of tomato leaves to water deficit. *J. Exp.Bot* **55** : 99-109.

**Semlali R. M., Denaix L., Van Oort F.** Estimation des stocks et des flux dans un andosol jeune **In** : Baize D., Tercé M., coord., 2002. Les éléments traces métalliques dans les sols : approches fonctionnelles et spatiales. INRA, Paris.

**Semlali RM, Van Oort F, Denaix L et Loubet M (2001).** Estimating distributions of endogenous and exogenous Pb in soils by using Pb isotopic ratios. *Environ Sci Technol.* **35**: 4180-4188.

**SEMMADI, A. et RAHMOUNE C., 1995.** Influence de la pollution atmosphérique sur les rendements agricoles. *Rev. Sci. Technol.* **6** :31-41.

**Seregin I et Ivanov V (1997).** "Histochemical Investigation of Cadmium and Lead Distribution in Plants." *Russian Journal of Plant Physiology* **44** : 791-796.

**Seregin IV et Ivanov VB (2001).** "Physiological Aspects of Cadmium and Lead Toxic Effects on Higher Plants." *Russian Journal of Plant Physiology* **48** : 523-544.

**Sharma P et Dubey RS (2005).** "Lead toxicity in plants." *Brazilian Journal of Plant Physiology* **17** : 35-52.

**Silini-Cherif., H, A Silini, M. Ghoul et S. Yadav (2012).** Isolation and characterization of plant growth promoting traits of a rhizobacteria: *Pantoea agglomerans* Ima2. *Pak. J. Biol. Sci.*, **15**:267-276.

**Skrebsky EC, Tabaldi LA, Pereira LB, Rauber R, Maldaner J, Cargnelutti D, Gonçalves JF, Castro GY, Shetinger MRC et Nicolso FT (2008).** Effect of cadmium on growth, micronutrient concentration, and  $\delta$ -aminolevulinic acid déshydratase and acid phosphatase activities in plants of *Pfaffia glomerata*. *Braz Soc Plant Physio.* **20** (4): 285-294.

**SLAMA F., 1986.** L'effet de chlorure de sodium sur la croissance et la nutrition minérale de six espèces de plantes cultivées. *Agronomie tropicale* : 21-26.

**SOIL SURVEY STAFF, 2010.** Keys to Soil Taxonomy, United States Department of Agriculture, 338 p. sols sont fragiles. 21p.

**Souza LA, Andrade SAL, Souza SCR et Schiavinat MA (2012).** Arbuscular mycorrhiza confers Pb tolerance in *Calopogonium mucunoides*. *Acta Physio Plant.* 34: 523- 531.

**Sposito G, Lund LJ et Chang AC (1982).** Trace metal chemistry in arid-zone field soils amended with sewage sludge : In Fractionation of Ni, Cu, Zn, Cd, and Pb in solid phases. *Soil Sci Soci Ame J.* 46 (2) : 260-264.

**Sposito G, Prost R, Gaultier JP (1983).** Infrared spectroscopic study of adsorbed water on reduced-charge Na/Li montmorillonites. *Clays and clay minerals* **31**: 9-16.

**Stefanov K, Pandev S, Seizova K, Tyankova L et Popov S (1995a).** Effect of lead on the lipid metabolism in spinach leaves and thylakoid membranes. *Bio Plant.* 37 (2): 251- 256.

**Sterckeman T, Douay F, Proix N et Fourier H (2000).** Vertical distribution of Cd, Pb, and Zn in soils near smelters in the North of France. *Environmental Pollution* **107** : 377-389. *Stratégies de prévention et réhabilitation*, 12p.

**Sun BY, Kan SH, Zhang YZ, Deng SH, Wu J, Yuan H, Qi H, Yang G, Li L, Zhang XH, Xiao H, Wang YJ, Peng H et Li YW. (2010).** Certain antioxidant enzymes and lipid peroxidation of radish (*Raphanus sativus* L.) as early warning biomarkers of soil copper exposure. *Journal of Hazardous Materials* **183** : 833-838.

**Swaine DJ (1986).** Lead. In DC Adriano (éd), Trace elements in the terrestrial environment. *Springer Verlag*, New York.

## **T**

**Tabaldi LA, Nicoloso FT, Castro GY, Cargnelutti D, Gonçalves JF, Rauber R, Skrebsky EC, Schetinger MRC, Morsch VM et Bisognin DA (2007).** Physiological and oxidative stress responses of four potato clones to aluminum in nutrient solution. *Braz J Plant Physio.* 19 (3): 211-222.

**Taji T, Seki M, Satou M, Sakurai T, Kobayashi M et Ishiyama K (2004).** Comparative genomics in salt tolerance between *Arabidopsis* and *Arabidopsis*-related halophyte salt cress using *Arabidopsis* microarray. *Plant Physiol* **135** : 1697-1709.

**TERMAAT A, PASSIOURA J.B & MUNNS R., 1985.** Shoot turgor does not limit shoot growth of *NaCl* - affected wheat and barley. *Plant Physiol*, **77**: 869-872.

**Tomulescu I, Radoviciu E, Merca V et Tuduce A (2004).** "Effect of Copper, Zinc and Lead and Their Combinations on the Germination Capacity of Two Cereals." *Journal of agricultural sciences* **15**: 39-42.

**TREMBLIN G., 2000.** Comportement auto-écologique de *Halopeplis amplexicaulis* : plante pionnière des sebkhas de l'ouest algérien. *Sécheresse*, **11** (2) : 109-116.

## V

**Veeresh H, Tripathy S, Chaudhuri D, Hart BR et (2003).** Sorption and distribution of adsorbed metals in three soils of India. *Applied Geochemistry* **18** (11) : 1723-1731.

**Vodnik D, Jentschke G, Fritz E, Gogala N et Godbold DL (1999).** "Root-applied cytokinin reduces lead uptake and affects its distribution in norway spruce seedlings." *Physiologia Plantarum* **106**: 75-81.

## W

**WALKER R.R., TOROKFALVY E., SCOTT N.S. & KRIEDEMANN P.E., 1981.** An analysis of photosynthetic response to salt treatment in *Vitis vinifera*. *Aust. J. Plant Physiol.*, **8**:359- 374

**Wang D, Wen F, Xu C, Tang Y et Luo X (2012).** The uptake of Cs and Sr from soil to radish (*Raphanus sativus* L.)- potential for phytoextraction and remediation of contaminated soils. *Journal of Environmental Radioactivity* **110** : 78-83

**Weryszko-Chmielewska E et Chwil M (2005).** "Lead-Induced Histological and Ultrastructural Changes in the Leaves of Soybean (*Glycine max* (L.) Merr.)." *Soil Science and Plant Nutrition* **51**: 203-212.

**Wierzbicka M et Obidzinska J (1998).** "The effect of lead on seed imbibition and germination in different plant species." *Plant Science* **137** : 155-171.

**Wozny A, Schneider J et Gwozdz EA (1995).** "The effects of lead and kinetin on greening barley leaves." *Biologia Plantarum* **37**: 541-552.

## X

**Xiong Z, Zhao F et Li M (2006).** "Lead toxicity in *Brassica pekinensis* Rupr : Effect on nitrate assimilation and growth." Environmental Toxicology **21**: 147-153.

**Xiong ZT (1997).** Bioaccumulation and physiological effects of excess lead in a roadside pioneer species *Sonchus oleraceus* L. Environmental Pollution **97** : 275–279.

## Y

**Yeo, A.R. (1983).** Salinity resistance: Physiology and prices. *Physiol. Plant*, **58**: 241-222.

**Young AP (1926).** Facultative parasitism and host range of fungi. *Am J Bot.* 13: 502-520.

**Yruela I (2005).** Copper in plants: acquisition, transport and interactions. Braz. J. Plant Physiol **17** : 145-156.

## Z

**Zheljazkov VD, Craker LE et Xing B (2006).** "Effects of Cd, Pb, and Cu on growth and essential oil contents in dill, peppermint, and basil." Environmental and Experimental Botany **58** : 9-16

**Zhu J-K., 2002.** Salt and drought stress signal transduction in plants. *An. Rev. Of Plant Biol.* **53**: 247-73.

**Zhu Z., Wei G., Qian Q. and Yu J. (2004).** Silicon alleviates salt stress and increases antioxidant enzymes activity in leaves of salt-stressed cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Plant Science*, 167, 527\_533.

**ZID E et GRIGNON C., 1991.** Les tests de sélection précoce pour la résistance des plantes aux stress. Cas des stress salin et hydrique. L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides. Ed. *John Libbey. Eurotext*, Paris : 91-108.

**ZID E., 1982.** Relations hydriques dans la feuille de *Citrus aurantium* : effets de l'âge et de la salinité. *Rev. FAC. Sc. Tunis*, **2** : 195-205.

## Les annexes

**Annexes 1 :** La comparaison de moyennes, na tige.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : Pb

NOMBRE DE MOYENNES	2	3	4
VALEURS DES PPAS	1,632	2,018	2,263

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES	
1.0	F1n1	57,6	A	
2.0		57,3	A	
4.0		55	B	
3.0		53,8	B	

ANALYSE DE VARIANCE

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	36,202	11	3,291		
VAR.FACTEUR 1	30,202	3	10,067	13,423	0,00198

**Annexes 2 :** La comparaison de moyennes, na racine.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : Pb

NOMBRE DE MOYENNES	2	3	4
VALEURS DES PPAS	9,47	11,711	13,132

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES	
1.0	F1n1	41	A	
2.0		39,667	A	
3.0		39,333	A	
4.0		24,667	B	

ANALYSE DE VARIANCE

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	735,667	11	66,879		
VAR.FACTEUR 1	533,667	3	177,889	7,045	0,01272

**Annexes 3 :** La comparaison de moyennes, na PFPR.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : Pb

NOMBRE DE MOYENNES                    2                    3                    4  
VALEURS DES PPAS                    7,525                    9,305                    10,434

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES	
1.0	F1n1	44,033	A	
2.0		42,85	A	
3.0		31,1		B
4.0		27,95		B

ANALYSE DE VARIANCE

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	725,527	11	65,957		
VAR.FACTEUR 1	598,005	3	199,335	12,505	0,00245

**Annexes 4 :** La comparaison de moyennes, na PSPR.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : Pb

NOMBRE DE MOYENNES                    2                    3                    4  
VALEURS DES PPAS                    0,757                    0,936                    1,05

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES	
1.0	F1n1	3,281	A	
2.0		1,944		B
3.0		1,933		B
4.0		1,365		B

ANALYSE DE VARIANCE

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	7,24	11	0,658		
VAR.FACTEUR 1	5,95	3	1,983	12,296	0,00258

**Annexes 5 :** La comparaison de moyennes, na tige.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : NaCl

NOMBRE DE MOYENNES                    2                    3  
VALEURS DES PPAS                    1,999                    2,503



### ANALYSE DE VARIANCE

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	703,601	8	87,95		
VAR.FACTEUR 1	685,601	2	342,8	114,267	0,00007

**Annexes 8 :** La comparaison de moyennes, na PFPR.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : NaCl

NOMBRE DE MOYENNES                      2                      3  
 VALEURS DES PPAS                      3,463                      4,335

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES		
1.0	F1n1	67,3	A		
2.0		40,75		B	
3.0		34,56			C

### ANALYSE DE VARIANCE

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	1833,127	8	229,141		
VAR.FACTEUR 1	1815,127	2	907,563	302,521	0,00001

**Annexes 9 :** La comparaison de moyennes, na CHt.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : NaCl

NOMBRE DE MOYENNES                      2                      3  
 VALEURS DES PPAS                      5,299                      6,633

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES		
1.0	F1n1	20,647	A		
3.0		11,756			B
2.0		10,657			B

### ANALYSE DE VARIANCE

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	222,209	8	27,776		
VAR.FACTEUR 1	180,06	2	90,03	12,816	0,00744

**Annexes 10** : La comparaison de moyennes, na tige.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : Pb+ NaCl

NOMBRE DE

MOYENNES

VALEURS DES

PPAS

2 3 4 5 6 7  
1,481 1,804 2,005 2,15 2,263 2,357

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES			
1.0	F1n1	57,6	A			
2.0		55		B		
4.0		53			C	
3.0		53			C	
5.0		49				D
6.0		48				D
7.0		47,3				D

**ANALYSE DE VARIANCE**

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	277,831	20	13,892		
VAR.FACTEUR 1	267,831	6	44,639	62,494	0

**Annexes 11** : La comparaison de moyennes, na tige.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : Pb+ NaCl

NOMBRE DE MOYENNES

VALEURS DES PPAS

2 3 4 5 6 7  
5,215 6,354 7,059 7,57 7,97 8,298

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES	
1.0	F1n1	41	A	
7.0		38,667	A	
5.0		38,333	A	
4.0		38	A	
3.0		35	A	B
6.0		34	A	B
2.0		29,667		B

**ANALYSE DE VARIANCE**

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	380,952	20	19,048		
VAR.FACTEUR 1	256,952	6	42,825	4,835	0,0073

**Annexes 12** : La comparaison de moyennes, PFFA.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : Pb+ NaCl

NOMBRE DE MOYENNES	2	3	4	5	6	7
VALEURS DES PPAS	10,196	12,423	13,8	14,799	15,582	16,223

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES
1.0	F1n1	44,033	A
6.0		40,817	A
5.0		37,633	A
7.0		33,767	A
3.0		33,1	A
2.0		30,283	A
4.0		28,167	A

**ANALYSE DE VARIANCE**

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	1059,9	20	52,995		
VAR.FACTEUR 1	585,965	6	97,661	2,885	0,04796

**Annexes 13** : La comparaison de moyennes, PSPR.

TEST DE NEWMAN-KEULS - SEUIL = 5%

FACTEUR 1 : Pb+ NaCl

NOMBRE DE MOYENNES	2	3	4	5	6	7
VALEURS DES PPAS	0,919	1,119	1,243	1,333	1,404	1,462

F1	LIBELLES	MOYENNES	GROUPES HOMOGENES	
1.0	F1n1	3,281	A	
7.0		2,742	A	B
6.0		2,187	A	B
5.0		1,873		B
3.0		1,822		B
4.0		1,492		B
2.0		1,383		B

**ANALYSE DE VARIANCE**

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA
VAR.TOTALE	12,325	20	0,616		
VAR.FACTEUR 1	8,478	6	1,413	5,142	0,00565