

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE ABDELHAMID BEN BADIS MOSTAGANEM



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Phytoremédiation et réhabilitation des sites pollués

Option : Science de sol et Environnement

THESE

PRESENTEE POUR L'OBTENTION DE DIPLOME
DE DOCTORAT 3^{ème} CYCLE LMD

Par

M^{me} KHEDIM Ikram

**Phytoremédiation par l'Atriplex planté dans des sols
enrichis en cuivre, zinc, plomb et cadmium.**

Soutenu publiquement le : 02/05/2019

Membres de jury

LOTMANI Brahim	Professeur	Université de Mostaganem	Président
REGUIEG YSSAAD Houcine Abdelhakim	Professeur	Université de Mostaganem	Encadreur
CHIBANI Abdelwaheb	Professeur	Université de Mostaganem	Examinateur
LATRECHE Ali	Professeur	Université de Sidi Bel Abbes	Examinateur
TOPCUOGLU Bülent	Professeur	Université d'Akdeniz	Co-Encadreur

**Laboratoire de biodiversité et conservation des eaux et des sols
Année universitaire : 2018-2019**

Remerciement

Ce travail de doctorat a été réalisé au laboratoire de Biodiversité et Conservation des Eaux et des Sols, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem, et le laboratoire des recherches agricoles et de sécurité alimentaire, Université d'Akdeniz, Antalya, Turquie.

Tout d'abord, nous tenons à remercier ALLAH, qui nous a donné la force pour terminer ce travail.

Je tiens à exprimer ma respectueuse gratitude et mes vifs remerciements à monsieur le professeur **REGUIEG YSSAAD Houcine Abdelhakim**, directeur de thèse, qui m'a fait l'honneur d'assurer mon encadrement avec qui j'ai eu la chance de bénéficier de son profond savoir. Je le remercie vivement pour ses encouragements, Je voudrais aussi le remercier pour le temps et la patience qu'il m'a accordée tout au long de ces années, d'avoir cru en mes capacités et de m'avoir fourni d'excellentes conditions de travail au sein de son équipe. De plus, les conseils qu'il m'a procurés tout au long de la rédaction, ont toujours été clairs et enrichissants, me facilitant grandement la tâche et me permettant la finalisation de cette thèse.

Mes remerciements à Monsieur **BÜLENT Topcuoglu**, Professeur de l'Université d'Akdeniz, pour ses précieux conseils qui m'a permis la réalisation de certaines expérimentations.

Je remercie Monsieur **LOTMANI Brahim**, Professeur de l'Université de Mostaganem, d'avoir accepté de présider le jury de cette thèse.

Je tiens aussi à remercier Monsieur **LATRECHE Ali**, Professeur à l'Université de Sidi Bel Abbes de m'avoir fait l'honneur d'examiner ce travail.

Mes plus vifs remerciements à Monsieur **CHIBANI Abdelwaheb**, Professeur de l'Université de Mostaganem, pour l'immense privilège qu'il me fait en acceptant d'examiner ce travail.

Tout particulièrement, j'adresse mes remerciements à Monsieur **GHAMNIA Youcef**, pour son aide, ces encouragements et ces conseils toujours très avisés qu'il a apporté à mon projet de recherche.

Je remercie tous mes collègues doctorantes et mes amies de la Faculté des Sciences de l'Université Abdelhamid Ibn Badis, Mostaganem, pour les conseils, les services et plus particulièrement pour l'amitié qu'elles m'ont témoigné.

Je ne peux clore ces remerciements sans adresser toute mon affection et ma reconnaissance à ma famille qui m'a soutenu et encouragé. Merci à mes parents pour leur soutien et leur présence et un grand merci pour mon mari qui m'a encouragé tout au long de ces années de doctorat.

Très nombreux sont les gens qui, de près ou de loin, ont participé à la réalisation de ce travail, je leur exprime ma vive reconnaissance.

Résumé

L'*Atriplex canescens* est bien adapté à des conditions environnementales extrêmes et présentes des propriétés accumulatrices de métaux lourds. Notre étude consiste à étudier l'effet accumulateur des métaux lourds (cuivre, zinc, plomb et cadmium) par l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée après 60 jours du semis. On appliquant cinq doses différentes à la plante *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt durant deux semaines pour: zinc, plomb, cadmium (0, 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm) et pour le cuivre (0, 2000, 2500, 3000 et 3500 ppm).

Les analyses morphologiques montrent une diminution de la surface foliaire de l'*Atriplex canescens* et une inhibition de la croissance de l'*Atriplex canescens*, l'élongation des tiges et racines, les masses de matière fraîche et sèche de différents organes des plantes de l'*Atriplex canescens* par rapport aux témoins.

Les analyses biochimiques et physiologiques montrent une diminution de la teneur en pigments chlorophylliens foliaires (chlorophylle **a**, **b** et **totale**) et la teneur en eau, une accumulation importante des sucres solubles, de proline, des protéines et des antioxydants non enzymatiques (polyphénols totaux et flavonoïdes) en fonction de la concentration croissante des métaux lourds aux niveaux des feuilles et racines.

L'accumulation des métaux lourds dans différentes parties des plantes a été analysée par (ICP-MS). Les résultats obtenus montrent que l'accumulation de zinc et plomb est plus importante dans les racines que dans les feuilles d'*Atriplex canescens*, par contre la teneur plus élevée de cuivre et cadmium dans les feuilles comparativement aux racines.

A l'issue du protocole d'extraction séquentielle, la répartition des métaux lourds Cu, Zn, Pb et Cd dans les différents compartiments du sol est variable selon le métal. En générale la phase organique présente un site privilégié pour la plupart des éléments métalliques étudiés. Les résultats obtenus sont en faveur de l'implication de l'*Atriplex canescens* en un projet de phytoremédiation pour dépolluer les sols contaminés.

Mots-clés: métaux lourds, *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt, paramètres morphologiques, paramètres physiologiques, paramètres biochimiques.

Abstract

The *Atriplex canescens* is well adapted to extreme environmental conditions and present accumulator properties of heavy metals. Our study is to investigate the accumulator effect of heavy metals (copper, zinc, lead and cadmium) by *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressed after 60 days of sowing, by five different doses to the plant *Atriplex canescens* for two weeks for: zinc, lead, cadmium (0, 2500, 5000, 7500 and 10000 ppm) and for copper (0, 2000, 2500, 3000 and 3500 ppm).

Morphological analyses showed a decrease in the leaf area, and an inhibition of the growth, the elongation of the stems and roots, the fresh and dry masses of the different organs of the *Atriplex canescens* compared to the controls.

Biochemical and physiological analyzes show a decrease in the content of foliar chlorophyll pigments (chlorophyll **a**, **b** and **total**) and the water content, a significant accumulation of soluble sugars, proline, proteins and non-enzymatic antioxidants (total polyphenols and flavonoids) as a results of the increasing concentration of heavy metals at leaf and root levels.

Accumulation of heavy metals in different parts of plants was analyzed by (ICP-MS). The results show that the accumulation of zinc and lead is more important in roots than in the leaves of *Atriplex canescens*, but the higher content of copper and cadmium in the leaves compared to the roots.

At the end of the sequential extraction protocol, the distribution of heavy metals Cu, Zn, Pb and Cd in the different compartments of the soil is variable according to the metal. In general the organic phase presents a privileged site for most of the metal elements studied. The results obtained are in favour of the involvement of the *Atriplex canescens* in a project of phytoremediation to clean up contaminated soils.

Keywords: heavy metals, *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt, morphological parameters, physiological parameters, biochemical parameters.

ملخص

يعتبر نبات القطف (*Atriplex canescens*) من النباتات التي لها القدرة على التكيف مع أشد الظروف البيئية قساوة كما أنها تتميز بخصائص تراكم للكثير من المعادن الثقيلة. تناولنا في هذه الدراسة مدى تأثير تراكم المعادن الثقيلة (النحاس، الزنك، الرصاص والكاديوم) بواسطة نبات القطف (*Atriplex canescens*) المعرض لظروف الإجهاد بعد شهرين (60 يوما) من بدء عملية البذر. تم تطبيق خمس تراكيز مختلفة لمدة أسبوعين، بالنسبة للزنك والرصاص والكاديوم فهي: 0، 2500، 5000، 7500 و10000 جزء في المليون أما النحاس فكانت التراكيز كما يلي: 0، 2000، 2500، 3000 و3500 جزء في المليون.

أظهرت التحاليل المورفولوجية تناقصا في المساحة الورقية وتثبيطا لنمو النبات، بدى ذلك واضحا من خلال التناقص في الاستطالة إن على مستوى السيقان أو الجذور وكذا الوزن الرطب والجاف لمختلف أعضاء النبات عند مقارنة ذلك مع الشاهد.

كما أظهرت التحاليل الفسيولوجية والبيوكيميائية انخفاضا في محتوى الصبغات الخضراء المتمثلة في الكلوروفيل أ، ب والكلوروفيل ك وكذا المحتوى المائي، كما سجلت تراكم معتبر للسكريات القابلة للذوبان وكذا البرولين والبروتينات ومضادات الأكسدة الغير إنزيمية (الفينولات المتعددة الكلية و الفلافونويدات) و هذا كله نتيجة الزيادة التصاعدية في تراكيز المعادن الثقيلة على مستوى الأوراق والجذور.

استخدم جهاز الطيف الكتلي البلازمي (ICP-MS) لغرض تقدير مدى تراكم المعادن الثقيلة في أجزاء النبات المختلفة أوضح أن تراكم الرصاص والزنك في الجذور كان أكثر أهمية مما هو عليه في الأوراق، إلا أن تراكم النحاس والكاديوم كان في الأوراق أكثر مقارنة مع الجذور.

أوضحت النتائج عقب الإستخلاص التسلسلي أن هناك تباينا واضحا في توزيع المعادن الثقيلة على مستوى التربة وذلك تبعا لطبيعة كل معدن.

وعموما، فإن الطور العضوي من مكونات التربة يمثل الموقع المحبذ لمعظم المعادن الثقيلة المدروسة. وعليه، فإن النتائج المحصل عليها تؤهل هذا النبات *Atriplex canescens* لأن يكون ضمن مشروع بحث يهدف إلى مساهمة النباتات في معالجة التربة في تخلصها من الملوثات.

الكلمات الدالة: المعادن الثقيلة، نبات القطف (*Atriplex canescens*) ، الخصائص المورفولوجية، الخصائص الفسيولوجية، الخصائص البيوكيميائية.

Liste des figures

Figure 1: Origine et distribution des éléments traces.....	5
Figure 2: Différentes formes et localisations des éléments traces dans les sols	11
Figure 3: Mobilité des métaux dans le sol	13
Figure 4: Exprime la phytodisponibilité des éléments traces dans les sols	16
Figure 5: Coupe transversale d'une feuille schématisée montrant les voies de pénétration des éléments traces	17
Figure 6: Coupe transversale d'une racine montrant le transport des éléments traces par voie symplasmique ou apoplasmique.....	18
Figure 7: Schéma récapitulatif des transporteurs des métaux lourds dans une cellule végétale	20
Figure 8: Principaux mécanismes moléculaires impliqués dans l'absorption et l'accumulation des métaux par les plantes	21
Figure 9: Contamination diffuse et locale	23
Figure 10: Le cheminement des métaux lourds dans l'environnement	24
Figure 11: Possibles interactions métalliques lors du développement des plantes	27
Figure 12: Quelques mécanismes impliqués dans la tolérance aux métaux des plantes supérieures	29
Figure 13: Processus de phytoextraction	38
Figure 14: Schéma représentant une phytoextraction induite par des chélateurs	39
Figure 15: Schéma représentant une phytoextraction continue	39
Figure 16: Techniques de la phytoremédiation	42
Figure 17: A: Partie aérienne; B: Fruits de l' <i>Atriplex canescens</i> ; C: Feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> ; D: Arbuste d' <i>Atriplex canescens</i>	48
Figure 18: Graine de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt	52
Figure 19: Préparation du substrat.....	53
Figure 20: Lecture hydromètre.....	54
Figure 21: Mesure de pH du sol à l'aide de pH mètre de type HANNA instruments HI8314.....	54
Figure 22: Mesure de la conductivité électrique à l'aide d'un conductimètre de type HANNA instruments HI8633.....	55
Figure 23: Calcimètre de Bernard.....	56
Figure 24: Semis des graines d' <i>Atriplex canescens</i> dans les alveoles.....	57

Figure 25: <i>Atriplex canescens</i> après un mois de germination.....	57
Figure 26: Des plantules repiquées dans des cylindres.....	57
Figure 27: Effet de cuivre sur la surface foliaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt....	65
Figure 28: Effet de zinc sur la surface foliaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt	66
Figure 29: Effet de plomb sur la surface foliaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt....	67
Figure 30: Effet de cadmium sur la surface foliaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt.....	68
Figure 31: Effet de cuivre sur la longueur des tiges et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt.....	69
Figure 32: Effet de zinc sur la longueur des tiges et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt	70
Figure 33: Effet de plomb sur la longueur des tiges et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt.....	72
Figure 34: Effet de cadmium sur la longueur des tiges et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt.....	73
Figure 35: Poids frais de la partie aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cuivre.....	74
Figure 36: Poids frais de la partie aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au zinc.....	75
Figure 37: Poids frais de la partie aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au plomb.....	77
Figure 38: Poids frais de la partie aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cadmium.....	78
Figure 39: Poids sec de la partie aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cuivre.....	79
Figure 40: Poids sec de la partie aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au zinc.....	80
Figure 41: Poids sec de la partie aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au plomb.....	81
Figure 42: Poids sec de la partie aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cadmium.....	82
Figure 43: Teneur en chlorophylle a , b et totale (mg. g ⁻¹ de poids frais) des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cuivre.....	84

Figure 44: Teneur en chlorophylle a , b et totale (mg. g ⁻¹ de poids frais) des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au zinc.....	85
Figure 45: Teneur en chlorophylle a , b et totale (mg. g ⁻¹ de poids frais) des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au plomb.....	86
Figure 46: Teneur en chlorophylle a , b et totale (mg. g ⁻¹ de poids frais) des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cadmium.....	87
Figure 47: Teneur en sucres solubles (mg. g ⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cuivre.....	88
Figure 48: Teneur en sucres solubles (mg. g ⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au zinc.....	90
Figure 49: Teneur en sucres solubles (mg.g ⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au plomb.....	91
Figure 50: Teneur en sucres solubles (mg. g ⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cadmium.....	92
Figure 51: Teneur en proline (mg. g ⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cuivre.....	93
Figure 52: Teneur en proline (mg. g ⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au zinc.....	94
Figure 53: Teneur en proline (mg. g ⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au plomb.....	95
Figure 54: Teneur en proline (mg. g ⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cadmium.....	97
Figure 55: Teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cuivre.....	98
Figure 56: Teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au zinc.....	99
Figure 57: Teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au plomb.....	100
Figure 58: Teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cadmium.....	101
Figure 59: Teneur en protéines (mg. g ⁻¹ de poids frais) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cuivre.....	102
Figure 60: Teneur en protéines (mg. g ⁻¹ de poids frais) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au zinc.....	104

Figure 61: Teneur en protéines (mg. g ⁻¹ de poids frais) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au plomb.....	105
Figure 62: Teneur en protéines (mg. g ⁻¹ de poids frais) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cadmium.....	106
Figure 63: Teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cuivre.....	108
Figure 64: Teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au zinc.....	109
Figure 65: Teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au plomb.....	110
Figure 66: Teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cadmium.....	111
Figure 67: Teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cuivre.....	113
Figure 68: Teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au zinc.....	114
Figure 69: Teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au plomb.....	115
Figure 70: Teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt stressée au cadmium.....	116
Figure 71: Effet de l'accumulation du cuivre dans les feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt.....	118
Figure 72: Effet de l'accumulation du zinc dans les feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt.....	119
Figure 73: Effet de l'accumulation du plomb dans les feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt.....	120
Figure 74: Effet de l'accumulation du cadmium dans les feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt.....	121
Figure 75: Distribution de cuivre dans les différentes phases de sol.....	122
Figure 76: Distribution de zinc dans les différentes phases de sol.....	123
Figure 77: Distribution de plomb dans les différentes phases de sol.....	124
Figure 78: Distribution de cadmium dans les différentes phases de sol.....	125

Liste des tableaux

Tableau 1: Classification périodique des éléments	4
Tableau 2: Contribution de différentes sources à l'enrichissement moyen annuel des terres émergées en ETM	6
Tableau 3: Forme chimique dans les sols des différents ETM étudiés, distinction entre forme adsorbée et dissoute, et composant du sol principalement associé.....	12
Tableau 4: Influence des propriétés du sol sur la mobilité des métaux.....	15
Tableau 5: Nombre d'espèces hyper accumulatrices	37
Tableau 6: Caractéristiques de différents procédés utilisés en phytoremédiation.....	41
Tableau 7: Avantages et inconvénients de la phytoremédiation	42
Tableau 8: Répartition des espèces d' <i>Atriplex</i> dans le monde.....	46
Tableau 9: Répartition des différentes espèces d' <i>Atriplex</i> dans l'Algérie	47
Tableau 10: Classe de la salinité des sols	55
Tableau 11: Composition de la solution nutritive de Hoagland (1938)	58
Tableau 12: Dispositif expérimental.....	59
Tableau 13: Protocole d'extraction séquentielle, selon Tessier et al. (1979) , pour 5 g d'échantillon.....	63
Tableau 14: Analyses physico-chimiques du sol	64
Tableau 15: Analyse statistique de la surface foliaire des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (cm ²) sous l'effet de cuivre.....	65
Tableau 16: Analyse statistique de la surface foliaire des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (cm ²) sous l'effet de zinc.....	66
Tableau 17: Analyse statistique de la surface foliaire des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (cm ²) sous l'effet de plomb.....	67
Tableau 18: Analyse statistique de la surface foliaire des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (cm ²) sous l'effet de cadmium.....	68
Tableau 19: Analyse statistique de la longueur des tiges et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (cm) sous l'effet de cuivre.....	70
Tableau 20: Analyse statistique de la longueur des tiges et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (cm) sous l'effet de zinc.....	71
Tableau 21: Analyse statistique de la longueur des tiges et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (cm) sous l'effet de plomb.....	72

Tableau 22: Analyse statistique de la longueur des tiges et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (cm) sous l'effet de cadmium.....	73
Tableau 23: Analyse statistique de la matière fraîche aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de cuivre.....	74
Tableau 24: Analyse statistique de la matière fraîche aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de zinc.....	76
Tableau 25: Analyse statistique de la matière fraîche aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de plomb.....	77
Tableau 26: Analyse statistique de la matière fraîche aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de cadmium.....	78
Tableau 27: Analyse statistique de la matière sèche aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de cuivre.....	79
Tableau 28: Analyse statistique de la matière sèche aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de zinc.....	80
Tableau 29: Analyse statistique de la matière sèche aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de plomb.....	81
Tableau 30: Analyse statistique de la matière sèche aérienne et racinaire de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de cadmium.....	82
Tableau 31: Analyse statistique de la chlorophylle a, b et totale (mg. g ⁻¹ de PF) des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de cuivre.....	84
Tableau 32: Analyse statistique de la chlorophylle a, b et totale (mg. g ⁻¹ de PF) des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de zinc.....	85
Tableau 33: Analyse statistique de la chlorophylle a, b et totale (mg. g ⁻¹ de PF) des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de plomb.....	86
Tableau 34: Analyse statistique de la chlorophylle a, b et totale (mg. g ⁻¹ de PF) des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de cadmium.....	87
Tableau 35: Analyse statistique de la teneur en sucres solubles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PS) sous l'effet de cuivre.....	89
Tableau 36: Analyse statistique de la teneur en sucres solubles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PS) sous l'effet de zinc.....	90
Tableau 37: Analyse statistique de la teneur en sucres solubles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PS) sous l'effet de plomb.....	91
Tableau 38: Analyse statistique de la teneur en sucres solubles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PS) sous l'effet de cadmium.....	92

Tableau 39: Analyse statistique de la teneur en proline de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PS) sous l'effet de cuivre	94
Tableau 40: Analyse statistique de la teneur en proline de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PS) sous l'effet de zinc.....	95
Tableau 41: Analyse statistique de la teneur en proline de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PS) sous l'effet de plomb	96
Tableau 42: Analyse statistique de la teneur en proline de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PS) sous l'effet de cadmium.....	97
Tableau 43: Analyse statistique de la teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de cuivre.....	98
Tableau 44: Analyse statistique de la teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de zinc.....	99
Tableau 45: Analyse statistique de la teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de plomb	100
Tableau 46: Analyse statistique de la teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de cadmium	101
Tableau 47: Analyse statistique de la teneur en protéines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PF) sous l'effet de cuivre.....	103
Tableau 48: Analyse statistique de la teneur en protéines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PF) sous l'effet de zinc.....	104
Tableau 49: Analyse statistique de la teneur en protéines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PF) sous l'effet de plomb.....	105
Tableau 50: Analyse statistique de la teneur en protéines de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (mg. g ⁻¹ de PF) sous l'effet de cadmium.....	107
Tableau 51: Analyse statistique de la teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de cuivre	108
Tableau 52: Analyse statistique de la teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de zinc.....	109
Tableau 53: Analyse statistique de la teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de plomb.....	110
Tableau 54: Analyse statistique de la teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de cadmium.....	112
Tableau 55: Analyse statistique de la teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de cuivre.....	113

Tableau 56: Analyse statistique de la teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de zinc.....	114
Tableau 57: Analyse statistique de la teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de plomb.....	116
Tableau 58: Analyse statistique de la teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt sous l'effet de cadmium.....	117
Tableau 59: Analyse statistique de la teneur en cuivre de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de cuivre.....	118
Tableau 60: Analyse statistique de la teneur en zinc de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de zinc.....	119
Tableau 61: Analyse statistique de la teneur en plomb de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de plomb.....	120
Tableau 62: Analyse statistique de la teneur en cadmium de l' <i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de cadmium.....	122
Tableau 63: Analyse statistique de la distribution de cuivre dans les différentes phases de sol (ppm).....	123
Tableau 64: Analyse statistique de la distribution de zinc dans les différentes phases de sol (ppm).....	124
Tableau 65: Analyse statistique de la distribution de plomb dans les différentes phases de sol (ppm).....	125
Tableau 66: Analyse statistique de la distribution de cadmium dans les différentes phases de sol (ppm).....	126

Liste des abréviations

(NO₃)₂ Ca 4H₂O : Nitrate de calcium

ABA: Acide abscissique

ADEME : Agence de l'environnement et de la Maîtrise de l'énergie;

ADN : Acide désoxyribonucléique

Ag : Argent

Al : Aluminium

As : Arsenic

ATP: Adénosine-5-triphosphate

B : Bore

Ba : Barium

C₁₀H₁₂FeN₂NaO₈ : Complexe ferrique

Ca : Calcium

CaCO₃ : Carbonate de calcium

CAT : Catalase

Cd : Cadmium

CEC : Capacité d'échange cationique

Chlo a : Chlorophylle a

Chlo b : Chlorophylle b

Chlo totale : Chlorophylle totale

Cl : Chlore

Cl₂Mn 4H₂O : Chlorure de manganèse

cm² : Centimètre carré

Co: Cobalt

CO₂ : Dioxyde de carbone

Cr : Chrome

Cu : Cuivre

Cu SO₄ 5H₂O : Sulfate de cuivre

CuCO₃ : Carbonate de cuivre

Cys : Cystéines

DNase : Désoxyribonucléase

DO: Densité Optique
dS/m : Decisiemens par mètre
DW : Dry weight
EDTA : Acide Ethylène Diamine Tétra acétique
Eh : Potentiel d'oxydo-réduction.
ETM : Elément trace métallique
Fe : Fer
FPGN : Fond pédogéochimique naturel
GSH : Glutathion
H : Hydrogène
h : Heure
H₃BO₃ : Acide borique
HCl : Acide chlorhydrique
Hg : Mercure
HMA : Heavy Metal ATPase
HMW : High Molecular Weight
HNO₃ : Acide Nitrique
ICP-MS : Inductively Coupled Plasma-Masse Spectrometry
K : Potassium
Kg : Kilogramme
Km : Kilomètre
KNO₃ : Nitrate de potassium
Li : Lithium
LR : Longueur des racines
LT : Longueur des tiges
Meq : Milliéquivalen
MF : Matière fraîche
Mg : Magnésium
mg. g⁻¹ : Milligramme par gramme
mg/kg : Milligramme par kilogramme
mn : Minute
Mo : Molybdène
MO₇ O₂₄(NH₄)₇H₂O : Molybdate d'ammonium

MS : Masse sèche

MT = MTs: Métallothionéine(s)

N : Azote

Na : Sodium

NaCl : Chlorure de sodium

NADPH : Nicotinamide-adénine-dinucléotide-phosphate

Ni : Nickel

NO₃ NH₄ : Nitrate d'Ammonium

P : Phosphore

Pb : Plomb

Pb(NO₃)₂ : Nitrate de plomb

PC: Phytochélatines

pH : Potentiel d'hydrogène

PO₄H₂K : Phosphate monopotassique

PO₄K₂H 3H₂O : Di-potassium hydrogénophosphate

ppm : Partie par million

PSI : Photosystème I

PSII : Photosystème II

ROS : Reactive Oxygen Species = Formes réactives de l'oxygène

RUBISCO : Ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase oxydase

Se : Sélénium

SO₄Mg 7H₂O : Sulfate de magnésium

SOD : Superoxyde dismutase

TRE = RWC : Teneur Relative en Eau = Relative Water Content

UV : Ultraviolets

v/v : Volume/volume

ZIP : Zinc and Iron regulated transporters Protein

Zn : Zinc

Zn SO₄ 7H₂O : Sulfate de zinc

µm : Micromètre

π : 3.14

Table des matières

Remerciement	
Résumé	
Abstract	
ملخص	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	
Table des matières	
Introduction.....	1

PREMIERE PARTIE : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1 : Métaux lourds dans le sol

1.1. Généralité	4
1.2. Origines naturelles et anthropiques des métaux lourds.....	4
1.2.1. Sources naturelles.....	5
1.2.2. Sources anthropiques.....	5
1.3. Caractéristique générale des éléments traces métalliques.....	6
1.3.1. Cuivre.....	6
1.3.2. Zinc.....	7
1.3.3. Plomb.....	7
1.3.4. Cadmium.....	8
1.4. Forme et localisation des ETM dans les sols.....	8
1.4.1. Phases porteuses des ETM dans les sols.....	8
1.4.2. Solutions du sol.....	10
1.5. Spéciation et mobilité des métaux lourds.....	11
1.5.1. Spéciation.....	11
1.5.2. Mobilité.....	12
1.6. Interactions entre métaux lourds.....	13
1.7. Principaux paramètres influençant la spéciation des ETM.....	14

CHAPITRE 2 : Métaux lourds dans la plante

2.1. Phytodisponibilité.....	16
2.2. Pénétration des ETM dans la plante.....	16
2.2.1. Pénétration des ETM par la partie aérienne.....	16
2.2.2. Absorption racinaire.....	17
2.2.2.1. Transport des éléments traces vers la rhizosphère.....	17
2.2.2.2. Prélèvement des éléments traces par la racine.....	18
2.2.3. Translocation.....	19
2.2.4. Accumulation dans les différents organes des plantes.....	20

CHAPITRE 3 : Pollution des sols par les métaux lourds

3.1. Généralités.....	22
3.2. Pollution de sol.....	22
3.3. Effets des métaux lourds sur l'environnement et sur la santé.....	24

CHAPITRE 4 : Phytotoxicité des éléments traces et tolérance des plantes

4.1. Phytotoxicité des ETM.....	25
4.1.1. Effet des ETM sur la germination.....	25
4.1.2. Effet des ETM sur la croissance et la nutrition minérale.....	25
4.1.3. Effet des ETM sur la photosynthèse.....	25
4.1.4. Effet des ETM sur le statut hydrique	26
4.1.5. Stress oxydatif.....	26
4.2. Mécanismes de tolérance.....	27
4.2.1. Absorption et le transport.....	28
4.2.2. Stockage et la détoxification.....	28
4.2.3. Réponse au stress oxydatif.....	28
4.2.4. Chélation et la compartimentation cellulaire.....	29
4.2.4.1. Chélation.....	29
4.2.4.2. Compartimentation cellulaire.....	30
4.2.5. Autres systèmes de défense au stress métallique.....	31
4.2.5.1. Transporteurs membranaires.....	31
4.2.5.2. Accumulation des métaux dans les feuilles âgées.....	31
4.2.5.3. Protéines de choc thermique (Hsp).....	31
4.2.5.4. Biosynthèse d'éthylène.....	32
4.2.6. Principaux antioxydants non enzymatiques.....	32

4.2.6.1. Composées phénoliques (les polyphénols).....	32
4.2.6.2. Localisation et rôle dans les plantes.....	32
4.2.6.3. Propriétés des composés phénoliques.....	33
4.2.6.3.1. Flavonoïdes.....	33
4.2.6.3.2. Phénols simples et les acides phénoliques.....	34

CHAPITRE 5 : Phytoremédiation

5.1. Histoire de la phytoremédiation.....	35
5.2. Types des plantes utilisée dans la phytoremédiation.....	35
5.3. Différentes techniques de phytoremédiation.....	37
5.3.1. Phytoextraction.....	37
5.3.1.1. Phytoextraction induite.....	38
5.3.1.2. Phytoextraction continue.....	39
5.3.2. Rhizofiltration.....	40
5.3.3. Phytostabilisation.....	40
5.3.4. Phytodégradation.....	40
5.3.5. Rhizodégradation.....	40
5.3.6. Phytovolatilisation.....	40
5.4. Utilisation des biotechnologies pour la phytoremédiation.....	43

CHAPITRE 6 : La plante

6.1. Atriplex.....	45
6.1.1. Description botanique du genre Atriplex.....	45
6.1.2. Répartition géographique des Atriplex.....	46
6.1.2.1. Dans le monde.....	46
6.1.2.2. En Algérie.....	46
6.2. <i>Atriplex canescens</i>	48
6.2.1. Origines.....	49
6.2.2. Caractéristiques morphologiques.....	49
6.2.3. Intérêts des Atriplex.....	49
6.2.3.1. Intérêt fourrager.....	49
6.2.3.2. Intérêts économiques et agronomiques.....	50
6.2.3.2.1. Mise en valeur des sols salés.....	50
6.2.3.2.2. Lutte contre l'érosion.....	50
6.2.3.2.3. Fixation des dunes.....	50

6.2.3.2.4. Mise en valeur des sols pauvres.....	50
6.2.3.3. Intérêts thérapeutiques.....	51
6.2.4. Utilisation de l'Atriplex en phytoremédiation.....	51

DEUXIEME PARTIE : MATERIEL ET METHODES

1. Matériels.....	52
1.1. Matériel végétal.....	52
1.1.1. Préparation des graines.....	52
1.2. Matériel sol.....	52
1.2.1. Préparation du substrat.....	52
1.2.2. Analyses physico-chimiques du sol.....	53
1.3. Germination.....	57
1.4. Repiquage.....	57
1.5. Capacité de rétention de l'eau.....	58
1.6. L'arrosage.....	58
1.7. Application du stress.....	59
2. Méthodes.....	60
2.1. Prélèvement et préparation du matériel végétal pour les analyses.....	60
2.2. Paramètres étudiés.....	60
2.2.1. Paramètres morphologiques.....	60
2.2.1.1. Surface foliaire.....	60
2.2.1.2. Croissance en longueur des tiges et racines de la plante.....	60
2.2.1.3. Croissance pondérale de la partie aérienne et racinaire.....	60
2.2.2. Paramètres physiologiques et biochimiques.....	60
2.2.2.1. Dosage de la chlorophylle.....	60
2.2.2.2. Dosage des sucres solubles totaux.....	61
2.2.2.3. Dosage de la proline.....	61
2.2.2.4. Teneur relative en eau (RWC).....	61
2.2.2.5. Dosage des protéines totales.....	61
2.2.2.6. Dosage des polyphénols totaux.....	62
2.2.2.7. Dosage des flavonoïdes.....	62
2.2.3. Dosage de la teneur totale des métaux lourds (Cu, Zn, Pb et Cd) dans la plante (feuilles et racines).....	62
2.2.4. Evaluation de la mobilité et de la biodisponibilité des métaux.....	62

2.2.4.1. Protocole d'extractions séquentielles de Tessier <i>et al.</i> (1979).....	62
---	----

TROISIEME PARTIE: RESULTATS ET DISCUSSION

1. Résultats.....	64
1.1. Echantillonnage du sol.....	64
1.1.1. Analyses physico-chimiques du sol.....	64
1.2. Paramètres morphologiques.....	65
1.2.1. Surface foliaire.....	65
1.2.1.1. Effet de cuivre sur la surface foliaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	65
1.2.1.2. Effet de zinc sur la surface foliaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	66
1.2.1.3. Effet de plomb sur la surface foliaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	67
1.2.1.4. Effet de cadmium sur la surface foliaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	68
1.2.2. Croissance en longueur des tiges et racines de la plante.....	69
1.2.2.1. Effet de cuivre sur la longueur des tiges et racines chez l' <i>Atriplex canescens</i>	69
1.2.2.2. Effet de zinc sur la longueur des tiges et racines chez l' <i>Atriplex canescens</i>	70
1.2.2.3. Effet de plomb sur la longueur des tiges et racines chez l' <i>Atriplex canescens</i>	71
1.2.2.4. Effet de cadmium sur la longueur des tiges et racines chez l' <i>Atriplex canescens</i>	72
1.2.3. Croissance pondérale de la partie aérienne et racinaire de la plante.....	73
1.2.3.1. Matière fraîche de la partie aérienne et racinaire de la plante.....	73
1.2.3.1.1. Effet de cuivre sur la matière fraîche aérienne et racinaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	73
1.2.3.1.2. Effet de zinc sur la matière fraîche aérienne et racinaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	75
1.2.3.1.3. Effet de plomb sur la matière fraîche aérienne et racinaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	76
1.2.3.1.4. Effet de cadmium sur la matière fraîche aérienne et racinaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	77
1.2.3.2. Matière sèche de la partie aérienne et racinaire de la plante.....	78
1.2.3.2.1. Effet de cuivre sur la matière sèche aérienne et racinaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	78
1.2.3.2.2. Effet de zinc sur la matière sèche aérienne et racinaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	79
1.2.3.2.3. Effet de plomb sur la matière sèche aérienne et racinaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	81

1.2.3.2.4. Effet de cadmium sur la matière sèche aérienne et racinaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	82
1.3. Paramètres physiologiques et biochimiques.....	83
1.3.1. Teneurs en chlorophylle.....	83
1.3.1.1. Teneur en chlorophylle a, b et totale des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cuivre.....	83
1.3.1.2. Teneur en chlorophylle a, b et totale des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au zinc.....	84
1.3.1.3. Teneur en chlorophylle a, b et totale des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au plomb.....	85
1.3.1.4. Teneur en chlorophylle a, b et totale des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cadmium.....	86
1.3.2. Sucres solubles.....	88
1.3.2.1. Teneur en sucres solubles des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cuivre.....	88
1.3.2.2. Teneur en sucres solubles des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au zinc.....	89
1.3.2.3. Teneur en sucres solubles des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au plomb.....	90
1.3.2.4. Teneur en sucres solubles des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cadmium.....	91
1.3.3. Proline.....	93
1.3.3.1. Teneur en proline des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cuivre.....	93
1.3.3.2. Teneur en proline des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au zinc.....	94
1.3.3.3. Teneur en proline des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au plomb.....	95
1.3.3.4. Teneur en proline des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cadmium.....	96
1.3.4. Teneur relative en eau.....	97
1.3.4.1. Teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cuivre.....	97

1.3.4.2. Teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au zinc.....	98
1.3.4.3. Teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au plomb.....	100
1.3.4.4. Teneur relative en eau des feuilles de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cadmium.....	101
1.3.5. Protéines totales.....	102
1.3.5.1. Teneur en protéines des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cuivre.....	102
1.3.5.2. Teneur en protéines des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au zinc.....	103
1.3.5.3. Teneur en protéines des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au plomb.....	104
1.3.5.4. Teneur en protéines des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cadmium.....	106
1.3.6. Polyphénols totaux.....	107
1.3.6.1. Teneur en polyphénols totaux des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cuivre.....	107
1.3.6.2. Teneur en polyphénols totaux des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au zinc.....	108
1.3.6.3. Teneur en polyphénols totaux des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au plomb.....	110
1.3.6.4. Teneur en polyphénols totaux des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cadmium.....	111
1.3.7. Flavonoïdes.....	112
1.3.7.1. Teneur en flavonoïdes des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cuivre.....	112
1.3.7.2. Teneur en flavonoïdes des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au zinc.....	113
1.3.7.3. Teneur en flavonoïdes des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au plomb.....	115
1.3.7.4. Teneur en flavonoïdes des feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cadmium.....	116

1.4. Teneur des métaux lourds dans les feuilles et racines de la plante	117
1.4.1. Teneur en cuivre dans les feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cuivre.....	117
1.4.2. Teneur en zinc dans les feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au zinc.....	118
1.4.3. Teneur en plomb dans les feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au plomb.....	119
1.4.4. Teneur en cadmium dans les feuilles et racines de l' <i>Atriplex canescens</i> stressée au cadmium.....	121
1.5. Spéciation et la mobilité des métaux lourds dans le sol.....	122
1.5.1. Cuivre.....	122
1.5.2. Zinc.....	123
1.5.3. Plomb.....	124
1.5.4. Cadmium.....	125
2. Discussion.....	127
2.1. Paramètres morphologiques.....	127
2.1.1. Effet des métaux lourds sur la surface foliaire chez l' <i>Atriplex canescens</i>	127
2.1.2. Effet des métaux lourds sur la longueur des tiges et racines chez l' <i>Atriplex canescens</i>	128
2.1.3. Effet des métaux lourds sur les matières sèche et fraîche des parties aériennes et racinaires chez l' <i>Atriplex canescens</i>	131
2.2. Paramètres physiologiques et biochimiques	134
2.2.1. Effet des métaux lourds sur la teneur en chlorophylle chez l' <i>Atriplex canescens</i>	134
2.2.2. Effet des métaux lourds sur la teneur en sucres solubles chez l' <i>Atriplex canescens</i>	139
2.2.3. Effet des métaux lourds sur la teneur en proline chez l' <i>Atriplex canescens</i>	140
2.2.4. Effet des métaux lourds sur la teneur en protéines totales chez l' <i>Atriplex canescens</i>	140
2.2.5. Effet des métaux lourds sur la teneur en eau chez l' <i>Atriplex canescens</i>	142
2.2.6. Effet des métaux lourds sur la teneur en polyphénols totaux chez l' <i>Atriplex canescens</i>	145
2.2.7. Effet des métaux lourds sur la teneur en flavonoïdes chez l' <i>Atriplex canescens</i>	146

2.3. Teneur totale des métaux lourds (Cu, Zn, Pb et Cd) dans la plante (feuilles et racines).....	147
2.4. Spéciation et la mobilité des métaux lourds	152
Conclusion	156
Références bibliographiques.....	159
Publication	
Annexes	

Introduction

Introduction

La pollution de l'environnement est devenue en quelques décennies un des problèmes majeurs qui conditionne l'avenir de notre planète. Parmi les principaux polluants, il y a les métaux lourds, persistants qui s'accumulent dans le sol en contaminant l'environnement. De plus ils sont continuellement rajoutés dans les sols par diverses activités : en agriculture par l'application de pesticide ou dans l'industrie métallurgique ou par ruissellement.

Tous les éléments traces métalliques sont potentiellement toxiques pour les végétaux en fonction de leur concentration dans un milieu et de leur caractère essentiel ou non pour la plante (**Lotmani et Mesnoua, 2011**).

Les éléments traces sélectionnés pour ce travail sont parmi les polluants métalliques les plus fréquemment rencontrés dans les sols : le cuivre et le zinc, oligoéléments essentiels au développement des végétaux mais qui s'avère toxique à des fortes concentrations, le cadmium pour sa phytodisponibilité et sa toxicité élevée (**Michel, 2009**), et le plomb, considéré comme élément peu mobilisable mais également très toxique lorsqu'il est assimilé par les végétaux (**Jopony et Young, 1994**).

Afin de pallier les limites environnementales, des méthodes biologiques, qui sont actuellement employées pour le traitement des sols pollués telles que la phytoremédiation, c'est-à-dire l'utilisation des plantes pour éliminer ou dégrader les métaux lourds dans le sol contaminées (**Suthersan, 2001**). Cette technique de remédiation des sols pollués est basée sur la capacité de certaines plantes à prélever des métaux du sol, et à les transporter et concentrer dans leurs parties aériennes, qui seront ensuite récoltées et traitées (**Raskin, 1996 ; Blaylock et al., 1997 ; Robinson et al., 1997 ; Anderson et al., 1998; Ebbs and Kochian, 1998; Robinson et al., 1998 ; Blaylock, 2000 ; Kayser et al., 2000 ; Lombi et al., 2001 ; Schwartz et al., 2003 ; Wenzel et al., 2003 ; Luo et al., 2006 ; Schwartz et al., 2006 ; Evangelou et al., 2007 ; Komárek et al., 2007 ; Komárek et al., 2008**).

En conditions stressantes, les plantes peuvent réagir en mettant en œuvre des mécanismes, entre autres, physiologiques (**Kylin et Quatrano, 1975 ; Parida et Das, 2005 ; Martinez et al., 2007**) et biochimiques (**Brugnoli et Lauteri, 1991 ; Attia, 2007**). Ainsi la synthèse de composés organiques contribuerait à l'osmoprotection (**Rathinasabapathi et al., 2000**) ou la régulation osmotique (**El- Shintinawy et Hassanein, 2001**).

Plusieurs espèces appartenant au genre *Atriplex* sont bien adaptées à des conditions environnementales extrêmes et peuvent présenter des propriétés accumulatrices de métaux

lourds (**Martinez et al., 2003**). L'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt est une halophyte faisant partie de la famille des chénopodiacées, proviennent d'Amérique du Nord (**Mulas et Mulas, 2004**).

L'ajustement osmotique est l'un des mécanismes adaptatifs principal des halophytes, qui comporte l'accumulation des molécules en réponse à un stress (**Zhang et al., 1999**) grâce à l'induction des gènes impliqués dans la synthèse des acides aminés comme la proline (**Szabados et Savouré, 2009**), des sucres solubles (**Zerrad, 2006 ; Bouchoukh, 2009 ; Azzouz, 2011**), et aussi dans la synthèse des protéines totales (**Zerrad, 2006**).

La proline est un acide aminé souvent considéré comme un biomarqueur de stress (**Szabados et Savouré, 2009 ; Djerroudi-Zidane et al., 2010**). Selon **Mile et al. (2002)**, l'accumulation de proline est une des stratégies adaptatives déclenchées par la plante face aux contraintes de l'environnement. Selon un autre point de vue, l'accumulation de la proline n'est pas une réaction d'adaptation au stress, mais plutôt le signe d'une perturbation métabolique (**Cheikh M'hamed et al., 2008**). Les sucres solubles jouent un rôle central dans la structure, le métabolisme et le fonctionnement des plantes. Ils sont de plus impliqués dans de nombreux mécanismes de réponse aux stress, biotiques ou abiotiques (**Ramel, 2009**).

En effet les protéines sont considérées comme un critère biochimique dans la réaction des plantes lorsqu'elles sont soumises à des contraintes du milieu. Les protéines de stress jouent un rôle dans l'adaptation de la plante et, de ce fait, de nombreux chercheurs abordent la résistance au stress par l'étude de ces molécules.

Ainsi, Les plantes produisent une large diversité de molécules organiques. On appelle métabolites secondaires (les composés phénoliques) (**Maarouf, 2000 ; Macheix, 2005**), celles qui ne participent pas directement au développement des plantes mais plutôt interviennent dans relations avec les stress biotiques et abiotiques ou améliorent l'efficacité de la reproduction (**Laurent, 2012**). L'efficacité puissante de ces substances à stopper les réactions radicalaires en neutralisant les radicaux libres est due principalement à leurs structures phénoliques avec la présence des groupements hydroxyles (**Nijveldt et al., 2001**).

Dans ce cadre s'inscrit notre travail de recherche qui vise à évaluer l'effet des métaux lourds cuivre, zinc, plomb et cadmium sur les paramètres morphologiques, physiologiques et biochimiques de l'*Atriplex canescens*.

L'intérêt porté aux caractères physiologiques et biochimiques d'adaptation aux contraintes environnementales a nécessité de notre part l'étude de l'accumulation des pigments chlorophylliens, utilisés souvent comme un outil de diagnostic de l'état fonctionnel

des photosystèmes en conditions de stress métallique, ainsi que l'analyse de l'accumulation des osmorégulateurs comme la proline et les sucres solubles.

Notre analyse a été complétée par la détermination de la spéciation des métaux lourds dans le sol qui implique une répartition géochimique sur les différentes fractions constituant le sol. Et d'autre part d'essayer d'étudier le transfert des ETM vers la plante par le dosage des métaux au niveau de feuilles et racines pour voir la partie de la plante qui les accumule plus.

L'analyse de ces différents paramètres a permis de discriminer l'*Atriplex canescens* étudiée, pour sa tolérance au stress métallique.

Trois parties composent cette thèse :

La première partie présente une synthèse bibliographique.

La deuxième partie est consacrée à l'étude expérimentale.

Et enfin une troisième partie consacrée aux résultats et discussion.

PREMIERE PARTIE
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Métaux lourds dans le sol

1.1. Généralité

Les éléments traces métalliques (ETM) sont les 80 éléments constituant de la croûte terrestre, dont la concentration est inférieure à 0,1% (Baize, 1997).

Les éléments en traces peuvent être des métaux (Pb, Zn, Cu etc.), des métalloïdes (As, B, Se) ou des non métaux (N, F, Cl, Br) (Baize, 1997).

Des éléments métalliques naturels d'une masse volumique dépassant 5 g/cm³. Ils sont présents le plus souvent sous forme de traces dans l'environnement (Arris, 2008). En fonction de leurs effets physiologiques et toxiques, on en distingue deux types : métaux essentiels et non essentiels (tableau 1).

- Les métaux essentiels sont des éléments indispensables à l'état de trace pour de nombreux processus cellulaires. Ils peuvent devenir toxiques lorsque la concentration dépasse un certain seuil. C'est le cas du cuivre (Cu), du nickel (Ni), du zinc (Zn), du fer (Fe),... (Kabata-Pendias et Pendias, 2001).
- Les métaux non essentiels sont toxiques même à faible concentration. C'est le cas du plomb (Pb), du mercure (Hg), du cadmium (Cd),... (Blum, 1990).

Tableau 1 : Classification périodique des éléments (Kabata-Pendias et Pendias, 2001).

Bloc S												Bloc p					
H		■ Métaux lourds de densité > 5															He
Li	Be											B	C	N	O	F	Ne
Na	Mg	Bloc d										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	Hf	Ta	W	Re	Os	Ir	Pt	Au	Hg	Tl	Pb	Bi	Po	At	Rn
Fr	Ra	Ac	Bloc f														
Lanthanides			Ce	Pr	Nd	Pm	Sm	Eu	Gd	Tb	Dy	Ho	Er	Tm	Yb	Lu	
Transuraniens			Th	Pa	U	Np	Pu	Am	Cm	Cf	Bk	Es	Fm	Md	No	Lr	

1.2. Origines naturelles et humaines des métaux lourds

Le problème principal avec les métaux lourds comme le cuivre, le zinc, le plomb et le cadmium, est qu'ils ne peuvent pas être biodégradés, et donc persistent pendant de longues périodes dans des sols. Leurs présences dans les sols peuvent être naturelle ou anthropogénique (Figure 1).

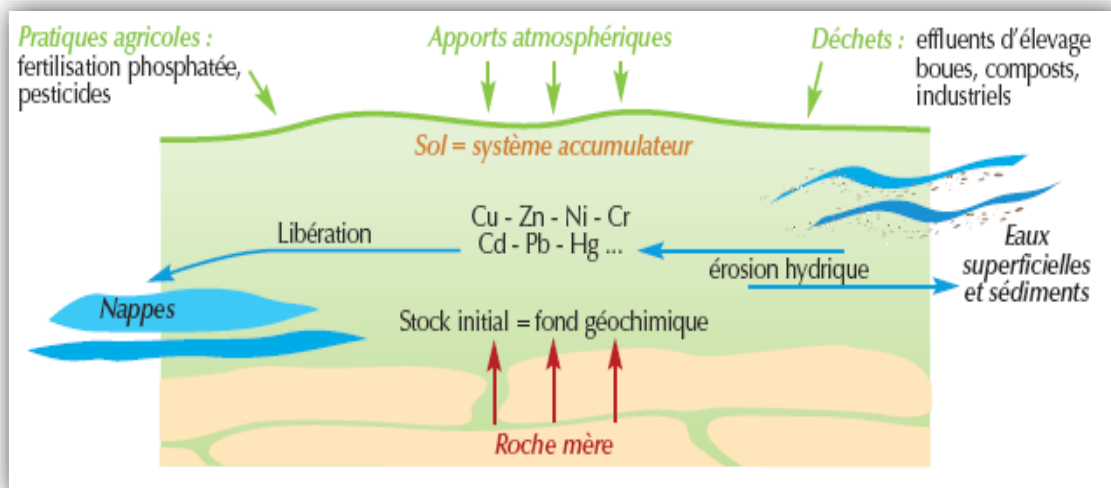


Figure 1 : Origine et distribution des éléments traces (**Robert et Juste, 1997**).

1.2.1. Sources naturelles

Les ETM sont naturellement présents dans les sols en faibles quantités. Ils sont en partie libérés lors de l'altération de la roche mère (roches magmatiques, métamorphiques ou sédimentaires) par l'altération des minéraux primaires et secondaires comme les argiles, oxydes et carbonates. Ils constituent le pool endogène appelé fond pédogéochimique : concentration naturelle d'une substance dans un horizon de sol, résultant de l'évolution géologique et pédologique, à l'exclusion de tout apport d'origine anthropique (**Baize et Tercé, 2002**).

1.2.2. Sources anthropiques

Les métaux provenant d'apports anthropiques sont présents sous des formes chimiques assez réactives et entraînent de ce fait des risques très supérieurs aux métaux d'origine naturelle qui sont le plus souvent immobilisés sous des formes relativement inertes (**Mckenzie, 1997**).

Les principales activités sont les suivantes :

- Pratiques agricoles due aux épandages d'insecticides, de fongicides, d'engrais, de boues résiduaires urbaines ou de composts d'ordures ménagères,... etc (Tableau 2).
- Pollution dues aux retombées atmosphériques telle que l'industrie extractive et métallurgique, pratiques liées à l'incération, utilisation des énergies fossiles, essence au plomb, etc.
- Stockage de déchets urbains ou industriels dues aux résidus des activités de mines et de fonderies de métaux, installations de stockage de déchets....etc (**Alloway, 1995 ; Envans, 1989**).

Tableau 2 : Contribution de différentes sources à l'enrichissement moyen annuel des terres émergées en ETM (Miquel, 2001).

	Cuivre	Zinc	Cadmium	Plomb
Total (milliers de tonnes)	216	760	20	382
Déchets agricoles	55%	61%	20%	12%
Déchets urbain	28%	20%	38%	19%
Engrais	1%	1%	2%	1%
Retombées atmosphériques	16%	18%	40%	68%

1.3. Caractéristique générale des éléments traces métalliques

1.3.1. Cuivre

Le Cu est un des éléments les plus essentiels pour les plantes. Dans les sols il est sous forme (II) (Cu^{2+} , CuCO_3), la fraction mobile ou aisément mobilisable du cuivre est souvent très faible, bien inférieure à celle du cadmium (Tremel-Schaub et Feix, 2005). La biodisponibilité du Cu dépend étroitement des propriétés physicochimiques (pH), de la granulométrie et de la composition des sols. Un pH acide favorise sa mobilité et sa biodisponibilité (Ross, 1994). De plus, l'absorption est d'autant plus importante que la CEC du sol diminue. La biodisponibilité des ions Cu^{2+} est limitée par sa fixation sur les acides humiques et sa complexation avec les oxydes de fer et de manganèse (Tremel-Schaub et Feix, 2005). Selon Adriano (2001), 98% du cuivre soluble dans le sol se trouvent complexés par la matière organique, alors que Underwood *et al.* (1999) estiment que seulement 80% du cuivre soluble est sous forme chélatée. La présence de calcium dans les sols freinerait également l'absorption des ions de cuivre par les végétaux (Ross, 1994).

Dans la plante, le cuivre lié enzymatiquement participe à des réactions d'oxydoréduction principalement dépendantes du changement de valence : $\text{Cu}^{2+} + \text{e}^- \leftrightarrow \text{Cu}^+$ (Mengel et Kirkby, 2001). Il est associé à de nombreuses enzymes intervenant dans des processus physiologiques tels que la photosynthèse et la respiration (Bussler, 1981 ; Walker et Webb, 1981 ; Kabata-Pendias et Pendias, 1992 ; Mengel et Kirkby, 2001).

1.3.2. Zinc

Dans les sols, il est exclusivement présent sous l'état d'oxydation (II) (ZnS , $ZnSO_4$, $ZnAl_2O_4$, $ZnCO_3$, $Zn_3(PO_4)_2$ et Zn_2SiO_4) (**DalCorso, 2012**) et dans la solution du sol sous la forme Zn^{2+} ou plus souvent sous la forme de complexes solubles ou insolubles avec les matières organiques (**Barber, 1995**). La proportion de Zn complexé dans la solution de sol augmente avec le pH; ainsi, la concentration en solution de zinc (Zn échangeable) augmente fortement pour des $pH < 6$ (**Tremel-Schaub et Feix, 2005**). Le Zn^{2+} est considéré comme très mobile (**Goulding et al., 1998**). La fraction mobile de Zn représente 1 à 20% et ses complexes avec la matière organique 1,5 à 2,3% (**Gupta et al., 1996**).

Dans les plantes, ainsi que dans d'autres systèmes biologiques, le zinc existe seulement comme Zn^{2+} , et ne prend pas part à des réactions d'oxydoréduction. Le zinc entre dans la composition d'un très grand nombre d'enzymes (plus de 300) (**Marcato, 2007**). Le zinc est particulièrement important pour le métabolisme des sucres, des protéines et des phosphates, mais il joue également un rôle par rapport à l'ADN, via des métalloprotéines impliquées dans la réplication et la transcription de l'ADN, et donc la régulation de l'expression des gènes. De plus, le zinc influence également l'intégrité et la perméabilité des membranes, et permet la protection des lipides et protéines membranaires du stress oxydant (**Marcato, 2007**). Le zinc est fortement phytodisponible, et se trouve en quantités plus élevées dans les racines que dans les parties aériennes (**Loue, 1986**).

1.3.3. Plomb

Dans les sols, le plomb se trouve principalement sous le degré d'oxydation (+II) (Pb^{2+} , $PbHCO_3^+$, PbS , $PbSO_4$, $Pb(OH)_2$, $PbCO_3$, PbO , $Pb(PO_4)_2$, $PbCl^+$), et dans la solution de sol sous forme de Pb^{2+} , et de chélates d'acides fulviques (**Ross, 1995**). Le plomb présente une forte réactivité vis à vis des oxydes de fer et de manganèse mais également vis à vis des phosphates et de la matière organique (**Adriano, 2001 ; Hettiarachchi et Pierzynski, 2002**). L'immobilisation du plomb sous forme organique et minérale contribue aux faibles solubilité et mobilité de cet élément et explique qu'il soit difficilement phytodisponible (**Eick et al., 1999 ; Badawy et al., 2002 ; Baize et Tercé, 2002**). Le facteur pH a un rôle important dans le transfert du plomb du sol vers les végétaux ; une acidification du sol favorise sa solubilisation et par conséquent sa biodisponibilité (**Tremel-Schaub et Feix, 2005**).

Dans la plante, le prélèvement de Fe dans les plantes est corrélé négativement au prélèvement du Pb, ce qui laisse supposer une compétition et un transport par les mêmes récepteurs (**Fodor et al., 1998**). Les effets toxiques du Pb sur les plantes se traduisent par un

brunissement des racines dû à une augmentation de la subérfication, une diminution du chevelu racinaire, de la croissance et de la production de biomasse (**Piechalak et al., 2002**).

1.3.4. Cadmium

Le cadmium fait également partie des métaux lourds les plus dangereux, même à de faibles concentrations (**CASAS, 2005**). Dans les sols, le cadmium est considéré comme un élément relativement mobile par rapport à d'autres métaux en traces tels que le cuivre ou le plomb (**Bourrellet et Berthelin, 1998**). Il se trouve dans la nature sous la forme oxydée (+II) de manière stable (Cd^{2+} , CdSO_4 , CdS , CdCl_2 , CdCO_3 , CdHCO_3^+ ou $\text{Cd}(\text{PO}_4)_2$) (**Ross, 1994**). Le cadmium est fortement adsorbé par les argiles, les matières organiques, les boues et les acides humiques avec lesquels il forme des complexes. Sa rétention par la phase solide croît exponentiellement avec le pH croissant (**Hettiarachchi et Pierzynski, 2002**). Le cadmium est rapidement libéré des roches par altération. Il donne en solution Cd^{++} mais aussi des ions complexes comme CdCl^- ; CdHCO_3^+ ; CdCl_3^- ; $\text{Cd}(\text{OH})_3^-$; $\text{Cd}(\text{OH})^-$ de même que les chélates organiques (**Adriano, 2001**).

Dans la plante, le Cd n'a aucune fonction biologique connue (**Pokorny et al., 2004**), et il est toxique à de faibles concentrations (**De la Rosa et al., 2004**). Les symptômes que présente une plante cultivée en présence de Cd sont l'inhibition de la croissance, la diminution de sa biomasse, la chlorose, la nécrose, la perturbation du statut hydrique (**Ben Hassine et Bouzid, 2008**), la déficience en phosphore et en azote, l'accélération de la sénescence, l'apparition du retard dans le développement des jeunes pousses et des perturbations de la photosynthèse (**Clemens, 2006**).

1.4. Forme et Localisation des ETM dans les sols

1.4.1. Phases porteuses des ETM dans les sols

La spéciation des ETM dans le sol contrôle leur migration, leur biodisponibilité et donc leur toxicité. La disponibilité des ETM est essentiellement commandée par des processus d'adsorption à la surface des particules ou d'incorporation à l'intérieur des phases solides.

➤ Réseaux cristallins

Le réseau cristallin des minéraux primaires, contient une fraction variable d'ETM, d'origine lithologique, inclus au sein des minéraux lors de leur formation. Dans ce cas, leur présence ne sera véritablement perceptible qu'au fur et à mesure de la dislocation des réseaux lors de la dégradation de la roche-mère. Certains ETM peuvent également être adsorbés par les minéraux présents dans le sol et diffuser vers l'intérieur du cristal afin de rejoindre des

cavités au sein du réseau cristallin. Il s'agit alors d'un phénomène d'absorption et l'extraction de ces éléments métalliques des réseaux silicatés ne se fera que progressivement sous l'influence des facteurs physico-chimiques de dégradation (**Sparks, 1995**).

D'autre part, en ce qui concerne les hydroxydes de fer, certains éléments tels que Ni, Cu, Zn et Mo, ont la capacité de se substituer à Fe dans le réseau cristallin lors de sa formation, par un phénomène de co-précipitation (**Gavalda, 2001**).

Dans le cas de minéraux secondaires, la plupart des ETM sont en mesure de se substituer aux éléments majeurs constitutifs des argiles et sont donc emprisonnés au sein même du réseau cristallin de ces silicates. La substitution est seulement possible si le rayon de l'ETM ne diffère pas de plus de 15% à 30% de celui de l'élément majeur et si la charge ne diffère pas de plus d'une unité. Elle est d'autant plus facilitée que l'ion sera petit et fortement chargé (**Aubouin *et al.*, 1975**).

➤ Phases hydroxylées

Les oxydes et les hydroxydes constituent des solides ioniques, car les éléments chimiques qui les constituent sont à l'état ionique. La configuration électronique de ces éléments chimiques est indépendante de la nature des ions voisins et de celle du minéral (**Legros, 2007**).

La nature et le nombre de charges électriques portées par les surfaces de ces minéraux dépendent d'une part des caractéristiques propres aux minéraux, et d'autre part des conditions physico-chimiques à l'interface solide/liquide. Les ETM chargés positivement sous forme ionique ou complexée vont pouvoir être fixés à la surface des phases hydroxylées. Les oxydes de fer sont en mesure de fixer de nombreux éléments traces. **Sparks (1995)** a recensé les séquences de sélectivité des cations métalliques divalents pour différentes formes de fer : le cuivre, le zinc et le plomb sont parmi les éléments qui ont la plus grande affinité pour le fer, et cela quelle que soit la forme de fer considérée (**Gavalda, 2001**).

➤ Carbonates

Les carbonates sont représentés de façon très variable dans les sols. Leur présence est gouvernée par la nature du matériau parental, les plus riches en CaCO_3 étant d'origine principalement sédimentaire. Leur dissolution est rapide, et la présence de carbonates actifs (ou réactifs) maintient le pH du sol à une valeur élevée, provoquant un accroissement de la complexation des ETM sur les phases particulières. A l'état natif, les carbonates peuvent contenir des quantités variables d'ETM, en fonction de leur origine, mais Cd, Sb, Cu et Ni sont souvent associés aux fractions carbonatées (**McBride, 1991**).

➤ **Macromolécules organiques et complexe argilo-humique**

Le complexe argilo-humique est une association de minéraux argileux et de macromolécules organiques ayant des propriétés fortes de stabilisation des particules du sol. Ce complexe possède des propriétés physico-chimiques des surfaces particulières qui lui confèrent un pouvoir adsorbant important, permettant de retenir des cations sous forme échangeable (**Aubert *et al.*, 2001**).

La capacité d'échange cationique (CEC) varie avec le type d'argile et de matière organique constituant le complexe argilo-humique. L'adsorption des ions métalliques à la surface des complexes argilo-humiques est réalisée par le biais d'interactions électrostatiques (**Aubert *et al.*, 2001**).

Même en dehors du complexe argilo-humique, les macromolécules organiques présentent généralement une affinité forte pour les ETM, du fait de leurs charges négatives en surface (**Davies et Leckie, 1978**). Les complexes organométalliques modifient les propriétés des ETM notamment en ce qui concerne le transport et la biodisponibilité. Ainsi, la mobilité d'un ETM peut augmenter considérablement dans le cas où il est associé à une molécule organique, ce qui peut conduire à un lessivage accru au sein du profil, ou à une modification de sa toxicité (**Davies et Leckie, 1978**).

1.4.2. Solution du sol

Les éléments traces métalliques présents en solution ne représentent qu'une fraction faible de la quantité totale. Les solutions du sol tiennent un rôle fondamental dans la distribution des ETM car la plupart des réactions mises en jeu dans les processus pédologiques se produisent en phase aqueuse (Figure 2).

En solution, les éléments traces métalliques sont présents sous formes de cations, d'hydroxydes ou d'oxyanions selon le rayon ionique, leur charge et leur électronégativité (**Sparks, 1995**).

Les ions se trouvant en solution aqueuse sont toujours entourés par des molécules d'eau, le plus fréquemment de quatre à six molécules en ce qui concernent les cations. L'intensité de liaison entre l'ion métallique et les molécules d'eau dépend aussi de la charge et du rayon de l'ion (**Sparks, 1995**).

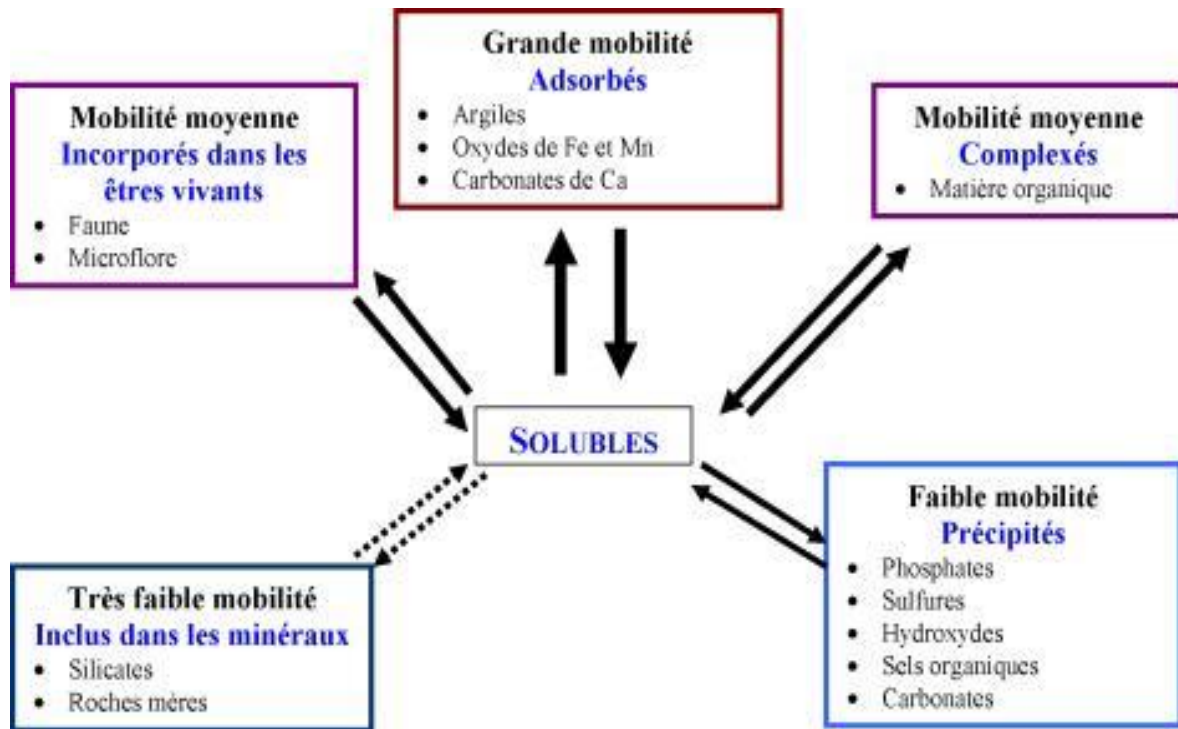


Figure 2 : Différentes formes et localisations des éléments traces dans les sols (**Juste *et al.*, 1995**).

1.5. Spéciation et mobilité des métaux lourds

1.5.1. Spéciation

La spéciation est définie comme la distribution des espèces chimiques d'un élément au sein d'un système, solide ou liquide (**Templeton *et al.*, 2000**) (Tableau 3). Ces espèces sont différenciées selon leur composition isotopique, leur structure électronique, leur état d'oxydation, et/ou leur structure moléculaire. Cependant, le terme de spéciation d'un élément dans un sol est souvent utilisé dans un sens plus large englobant la distribution ou les processus d'identification des différentes phases d'un élément dans le milieu solide ou liquide (**Ure et Davidson, 2007**).

Tableau 3 : Forme chimique dans les sols des différents ETM étudiés, distinction entre forme adsorbée et dissoute, et composant du sol principalement associé (**Thomas Bur, 2008**).

Élément	Forme chimique dans le sol	Forme chimique dans la solution de sol	Principales phases porteuses
Cadmium	Cd^{2+} , CdO^4 , $CdCl^+$, $CdHCO_3^+$, CdO , $CdCO_3$, $Cd(PO_4)_2$, CdS , $CdCl_2$	Cd^{2+} ou d'acides fulviques	CEC, Carbonates
Zinc	Zn^{2+} , $ZnSO_4$, $ZnHCO_3$, $ZnFe_2O_4$, $ZnSiO_4$, $Zn_2(PO_4)$	Chélates de composés organique solubles ou Zn^{2+}	Matière organique, argiles, oxydes de Fe
Plomb	Pb^{2+} , $PbHCO_3^+$, $PbOH^+$, PbS , $PbSO_4$, $Pb(OH)_2$, PbO $Pb(PO_4)_2$		Oxydes Fe et Al, Matière organique, Argiles
Cuivre	Cu^{2+} , $CuCO_3$	Cu^{2+} si pH bas (<4-5), complexé aux acides fulviques solubles si pH>8	Matière organique, hydroxydes et carbonates

1.5.2. Mobilité

La forme chimique des ETM affecte leur mobilité dans les sols et leur capacité de transfert dans les différents compartiments environnementaux. La mobilité correspond à l'aptitude d'un élément à passer d'un compartiment du sol où il est retenu avec une certaine énergie vers un autre compartiment où il est retenu avec une énergie moindre (**Juste, 1988**). Elle peut être étudiée au travers du changement de phase porteuse d'un élément (**McBride, 1994**). A l'échelle d'un sol, la mobilité d'un élément peut être évaluée en étudiant sa distribution verticale ou latérale (Figure 3).

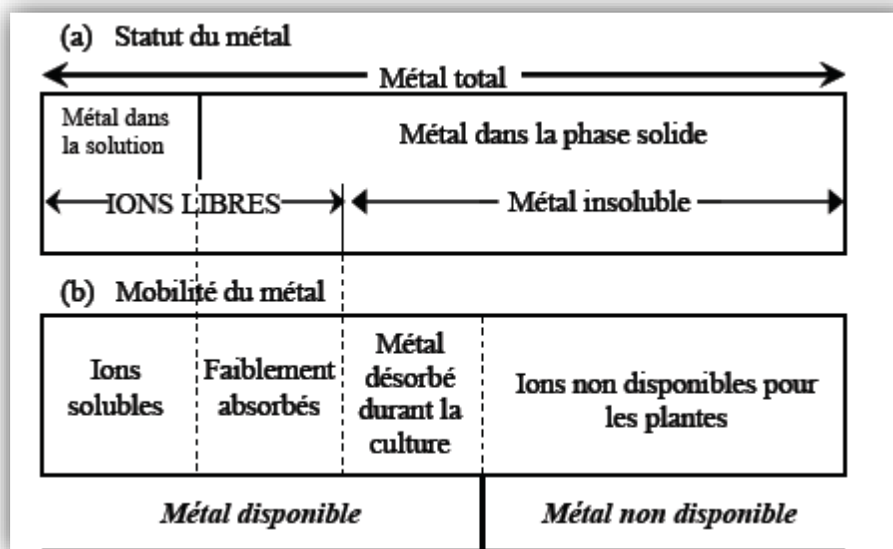


Figure 3 : Mobilité des métaux dans le sol (Babich et Stotzky, 1980).

1.6. Interactions entre métaux

Les éléments présents dans la rhizosphère vont interagir entre eux de deux façons : par interaction négative ou positive. Un élément peut soit stimuler, soit inhiber l'absorption d'un autre élément. Il se peut aussi que l'absence d'un élément aggrave la toxicité d'un autre élément. De plus, l'effet physiologique combiné de deux éléments (ou plus) peut être plus grand (interactions synergiques) ou plus petit (interactions antagonistes) que la somme des effets physiologiques séparés de chaque élément (Bargagli, 1998).








Les éléments nutritifs tels que le Mg, le Ca et le P peuvent inhiber l'absorption des métaux lourds et vice-versa. En effet, ceux-ci peuvent entrer en compétition pour des mécanismes de transport communs et utiliser les mêmes protéines de transport. Les phosphates, quand ils sont présents en grande quantité, ont tendance à inhiber l'absorption du Zn et du Cd. Le P interfère également avec l'Al (Prasad, 2004).

L'effet du Ca sur les métaux lourds dépend des espèces, en effet il n'y a pas d'effet du Ca sur le prélèvement racinaire du Cd chez la betterave alors qu'il augmente l'absorption de Cd chez le bouleau et diminue son absorption chez le saule (Prasad, 2004). Le Zn diminue l'absorption du Cd. Cependant, la teneur en Zn chez certaines espèces décroît lorsque l'absorption de Cd, Pb et Cu augmente (Prasad, 2004).

1.7. Principaux paramètres influençant la spéciation des ETM

- **Le pH** : à pH faible, la solubilité de la plupart des métaux est plus élevée (**Alloway, 1995**).
- **Le potentiel redox (Eh)** : en conditions réduites, la mobilité des métaux lourds est plus faible. Le potentiel redox est fortement lié au pH puisqu'il augmente quand celui-ci diminue (**Alloway, 1995**).
- **La quantité et la composition de la matière organique** : sous l'action d'agents chélatants et par leur grande affinité avec la matière organique, les métaux peuvent être complexés. Ils forment alors un complexe organométallique et sont immobilisés. Malgré l'immobilisation, il peut y avoir un phénomène de co-précipitation, c'est-à-dire la précipitation simultanée d'un agent chimique en conjonction avec la matière organique (**Kabata-Pendias et Pendias, 2001**).
- **La capacité d'échange cationique** : Caractérise la capacité d'un sol à stocker et à restituer les éléments minéraux : les particules fines d'argile, à forte CEC, sont chargées négativement et adsorbent donc les particules de charges opposées (Tableau 4). De ce fait, les cations métalliques peuvent se fixer à la surface des particules d'argile par échange de protons H^+ , entraînant une baisse de leur disponibilité (**Alloway, 1995 ; Impens et al., 1991**).
- **La température** : La température du sol dépend en premier lieu de la météorologie, et donc du climat, mais elle est également liée à l'activité biologique et influence rétroactivement la formation de complexes avec des ligands inorganiques, en modifiant l'activité de l'élément en solution (**Deneux-Mustin et al., 2003**). La température a un impact direct sur la mobilité des éléments métalliques en déplaçant les équilibres des réactions de dissolution - précipitation et co-précipitation, et un impact indirect, en modifiant la teneur en eau du sol, le pH ou l'Eh (**Deneux- Mustin et al., 2003**).

Tableau 4 : Influence des propriétés du sol sur la mobilité des métaux (Berthelin et Leyval, 2000).

Propriétés du sol	Effets fondamentaux	Effets sur la mobilité
pH faible	Diminution de l'absorption des cations Augmentation de l'adsorption des anions sur les oxydes de Al, Fe, Mn	
pH élevé	Augmentation de la précipitation des cations sous forme de carbonates et hydroxydes Augmentation de l'adsorption des anions sur les oxydes métalliques Augmentation de l'adsorption des cations par des composés humiques	
	Augmentation de la complexation de certains cations par des ligands solubles Diminutions de l'absorption des anions	
Potentiel redox	Diminution de la solubilité à faible Eh sous forme de sulfure, si présence de sulfates Augmentation de la solubilité des oxydes divalents comparativement aux trivalents.	
Présence de ligands organiques et minéraux en solution	Augmentation de la solubilité des métaux	
Teneurs élevées en argile	Augmentation de l'échange d'ions pour les cations en traces	
Présence d'oxydes d'Al, Fe, Mn	Augmentation de l'adsorption des cations métalliques traces avec l'augmentation du pH Augmentation de l'adsorption des anions traces avec la diminution du pH	

2. Métaux lourds dans la plante

2.1. Phytodisponibilité

La phytodisponibilité d'un ETM peut être définie comme son aptitude à passer dans un compartiment du sol ou substrat dans lequel il sera directement assimilable par une plante. Elle résulte d'un ensemble de processus successifs qui contribuent au transfert de l'élément de la phase solide du sol à la solution du sol puis aux tissus de la plante (**Tremel-Schaub et Feix, 2005**). La phytodisponibilité est également largement dépendante des propriétés du sol, de l'espèce végétale considérée et de l'élément en question (**Hinsinger et al., 2005**) (Figure 4).

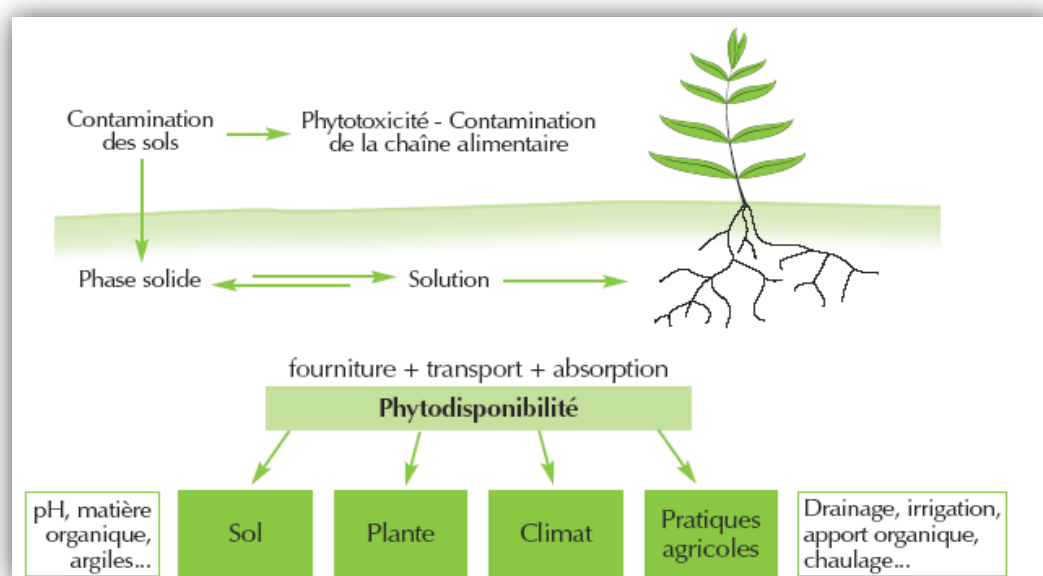


Figure 4 : Exprime la phytodisponibilité des éléments traces dans les sols (**Morel, 1996**).

2.2. Pénétration des ETM dans la plante

Les plantes sont exposées de deux façons aux ETM : par les parties aériennes (à partir de particules en suspension dans l'air ou de composés dissous dans l'eau de pluie ou d'arrosage) et par les racines.

2.2.1. Pénétration des ETM par la partie aérienne

La contamination par voie aérienne est généralement faible, sauf lorsque les retombées atmosphériques sont importantes, comme à proximité des industries métallurgiques ou à proximité d'axes routiers (résidus de combustion des carburants) par exemple (**Greger, 2004**). Les ETM peuvent alors être prélevés par le système foliaire et peuvent pénétrer dans la plante à travers les stomates ou la cuticule des feuilles (**Greger, 2004**) (Figure 5). La cuticule recouvre les organes aériens des plantes et n'existe pas sur les racines (**Ferrandon et**

Chamel, 1989). Elle fonctionne comme un faible échangeur de cations. La pénétration des ions à travers la cuticule s'en trouvant favorisée le long de ce gradient (**Prasad et Hagemeyer, 1999**). La perméabilité de la cuticule est ainsi supérieure pour les cations par rapport aux anions (**Ferrandon et Chamel, 1989**). La perméabilité de la cuticule est plus élevée au niveau des cellules stomatiques (**Ferrandon et Chamel, 1989**).

La majeure partie du Cd ou du Pb ainsi prélevée par la plante est stockée dans la cuticule et les parois cellulaires, sous forme insoluble et ne migre pas dans le végétal (**OFEFP, 1996**).

Les éléments-traces sont absorbés par les feuilles à des degrés divers, selon les espèces métalliques impliquées. Par exemple, le Cd, le Zn et le Cu pénètrent plus facilement dans la feuille que le Pb qui est surtout adsorbé aux lipides épicuticulaires à la surface (**Ferrandon et Chamel, 1989**).

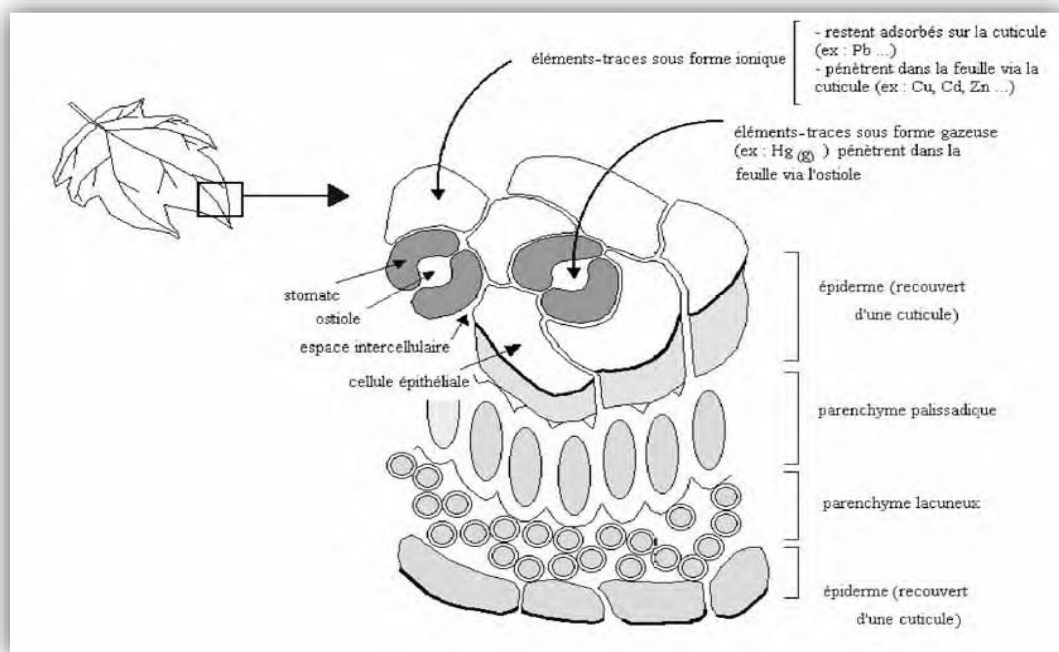


Figure 5 : Coupe transversale d'une feuille schématisée montrant les voies de pénétration des éléments traces (**Bargagli, 1998 et Soltner, 1999**).

2.2.2. Absorption racinaire

2.2.2.1. Transport des éléments-traces vers la rhizosphère

Les éléments en solution sont transférés vers la rhizosphère par deux processus, la diffusion et le flux de masse (Figure 6).

➤ Diffusion (transfert passif)

La plante, en prélevant un élément, conduit à une diminution de la concentration de cet élément dans la solution du sol proche de la racine, donc à la création d'une différence de

concentration entre la rhizosphère et le sol plus lointain. L'élément va se déplacer spontanément vers la racine, c'est-à-dire vers la zone où la concentration est plus faible. Ce transport s'exerce sur de petites distances (0,1-15 mm) (**Barber, 1984 ; Morel, 1985**).

➤ **Flux de masse (convection ou advection)**

La plante a de gros besoins en eau et absorbe les solutés en même temps que l'eau. Le prélèvement de l'eau produit une différence de potentiel hydrique entre la rhizosphère et le sol plus lointain, conduisant à des mouvements d'eau, accompagnés des éléments solubles, du sol vers la racine. Ce transport des éléments s'effectue sur de plus longues distances que la diffusion (quelques cm) (**Barber, 1984 ; Morel, 1985**).

2.2.2.2. Prélèvement des éléments-traces par la racine

Les éléments traces peuvent circuler dans la racine de deux façons (**Barber, 1995**). La première, la voie apoplastique emprunte l'apoplasme c'est à dire le continuum extra-cellulaire formé par les parois celluliques et les espaces vides entre les cellules. La seconde, appelée voie symplastique, emprunte le symplaste, c'est-à-dire le continuum intracellulaire formé par les cellules végétales liées entre elles par les plasmodesmes (Figure 6).

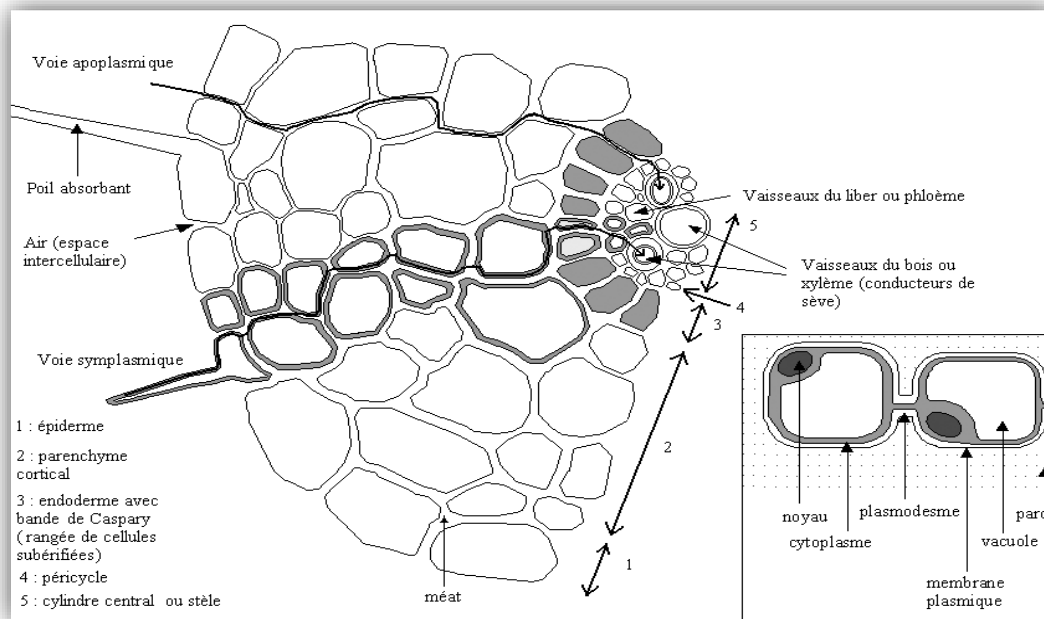


Figure 6 : Coupe transversale d'une racine montrant le transport des éléments traces par voie symplastique ou apoplastique (**Bargagli, 1998**).

2.2.3. Translocation

Les métaux qui ne sont pas séquestrés dans la vacuole ou adsorbés sur la paroi cellulaire des racines peuvent être transportés vers les parties aériennes via les vaisseaux du xylème, c'est la translocation. En effet, afin d'atteindre les vaisseaux xylémiens des racines, les ETM doivent d'abord traverser les parois subérisées du cadre de Caspari puis entrer dans le cytoplasme des cellules endodermiques avant de pouvoir rejoindre le xylème (**Tester et Leigh, 2001**). Ainsi, en général, les ETM qui entrent dans le xylème sont transportés par la voie symplastique (**Clemens et al., 2002**), excepté au niveau des parties racinaires jeunes, où la bande de Caspari n'est pas encore formée (**Greger, 2004**).

La sève brute représente donc le principal moyen de transport des ETM des racines vers les parties aériennes ; leur ascension dans les vaisseaux de xylème s'effectue par poussée radiculaire et par appel foliaire lors de la transpiration (**Soltner, 1999**).

Trois processus régulent le mouvement des ETM des racines vers le xylème : (1) la séquestration des ETM dans les cellules racinaires, (2) le transport symplastique dans la stèle et (3) le relargage dans le xylème (**Clemens et al., 2002**). En règle générale, les ETM facilement transportés sont Ag, B, Li, Mo et Se ; ceux modérément mobiles sont Mn, Ni, Cd et Zn ; et ceux fortement liés aux cellules racinaires sont Co, Cu, Cr, Pb, Hg et Fe (**Kabata-Pendias, 2000**).

Le transport des ions dans le xylème est un processus très contrôlé, grâce à des protéines membranaires de transport (**Prasad et Hagemeyer, 1999**).

La translocation des éléments dans le xylème de la plante et en direction des parties aériennes peut nécessiter ou non la prise en charge des éléments par des agents complexant ou chélateurs, généralement des ligands organiques de faible taille comme des acides organiques, des acides aminés, des peptides, des sucres ou encore des composés phénoliques (**Briat et Lebrun, 1999 ; Tresmel-Schaub et Feix, 2005**) (Figure 7). Par exemple, le zinc est généralement transporté sous forme complexée à des acides organiques, le Cu est sous forme complexée à des acides aminés alors que le cadmium est transporté sous forme libre (**Greger, 2004**). Les parois du xylème contiennent également des groupes chargés négativement qui peuvent lier les cations métalliques libres de la sève brute et ainsi freiner voire bloquer leur progression (**Senden et Wolterbeek, 1990**).

Le transport des éléments toxiques par le phloème est moins évident du fait que les cellules qui le constituent sont vivantes et forment un piège supplémentaire (**Greger, 1999**). Toutefois, chez certaines plantes, la nicotianamine, dérivée de la méthionine, pourrait être

responsable du transport des métaux, Fe, Cu, Zn et Mn, dans la sève du phloème (**Briat et Lebrun, 1999**).

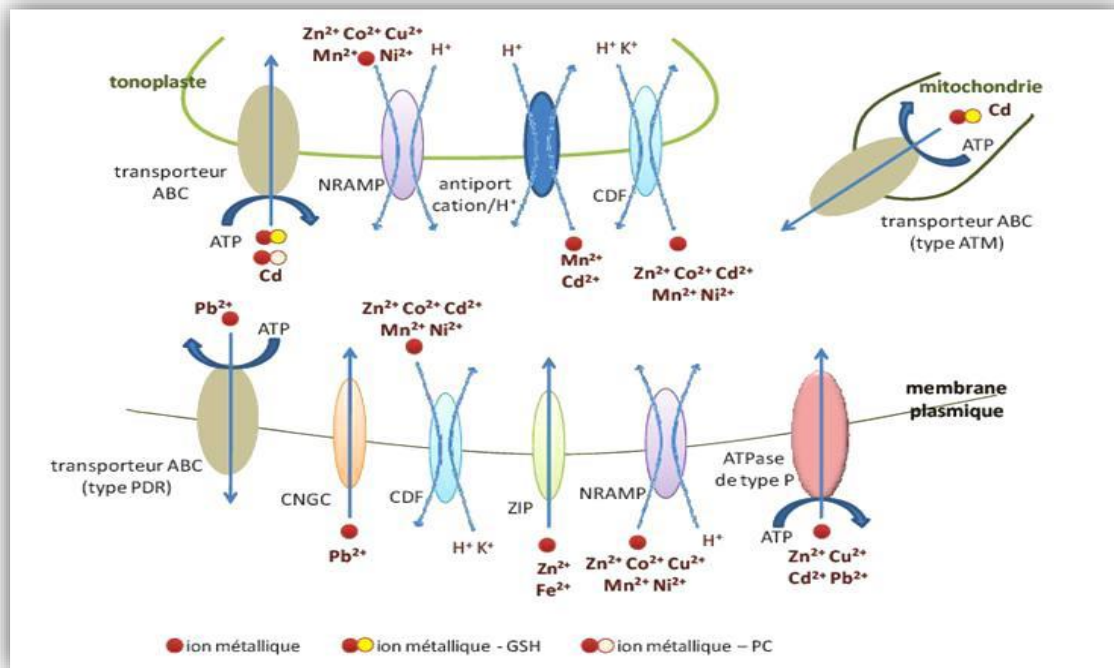


Figure 7 : Schéma récapitulatif des transporteurs des métaux lourds dans une cellule végétale (**Brunet, 2010**).

2.2.4. Accumulation dans les différents organes des plantes

Généralement, les racines ont tendance à accumuler les ETM, les parties reproductrices (fleurs, fruits, graines) à les exclure et les parties végétatives (tiges et feuilles) sont considérées comme étant intermédiaires ; les teneurs en ETM dans les plantes sont réparties selon le gradient d'accumulation : racines > tiges > feuilles > graines et fruits.

Lors de leur prélèvement par la plante, les métaux se fixent largement sur les parois cellulaires, ce qui explique pourquoi une grande partie des métaux prélevés peuvent se retrouver dans les racines comme cela a été décrit pour le plomb, le cadmium ou le zinc (**Morel, 1997 ; Lasat et al., 2000**).

Cependant, le prélèvement et l'accumulation des ETM diffèrent largement selon le génotype de la plante et en relation avec la concentration externe en ETM. En effet, chez certaines espèces la translocation des éléments traces est plus importante que chez d'autres, pouvant conduire à une véritable accumulation des éléments métalliques dans les parties aériennes (Figure 8). Ces plantes sont alors qualifiées d'«accumulatrices» et présentent grandes quantités d'ETM dans leurs tissus même lorsqu'ils sont faiblement concentrés dans

l'environnement extérieur. Parmi ces plantes, certaines le sont pour un élément spécifique et d'autres ont tendance à accumuler plusieurs éléments ; par exemple *Arabis paniculata* est capable de stocker le Zn, le Cd et le Pb (Tang *et al.*, 2009).

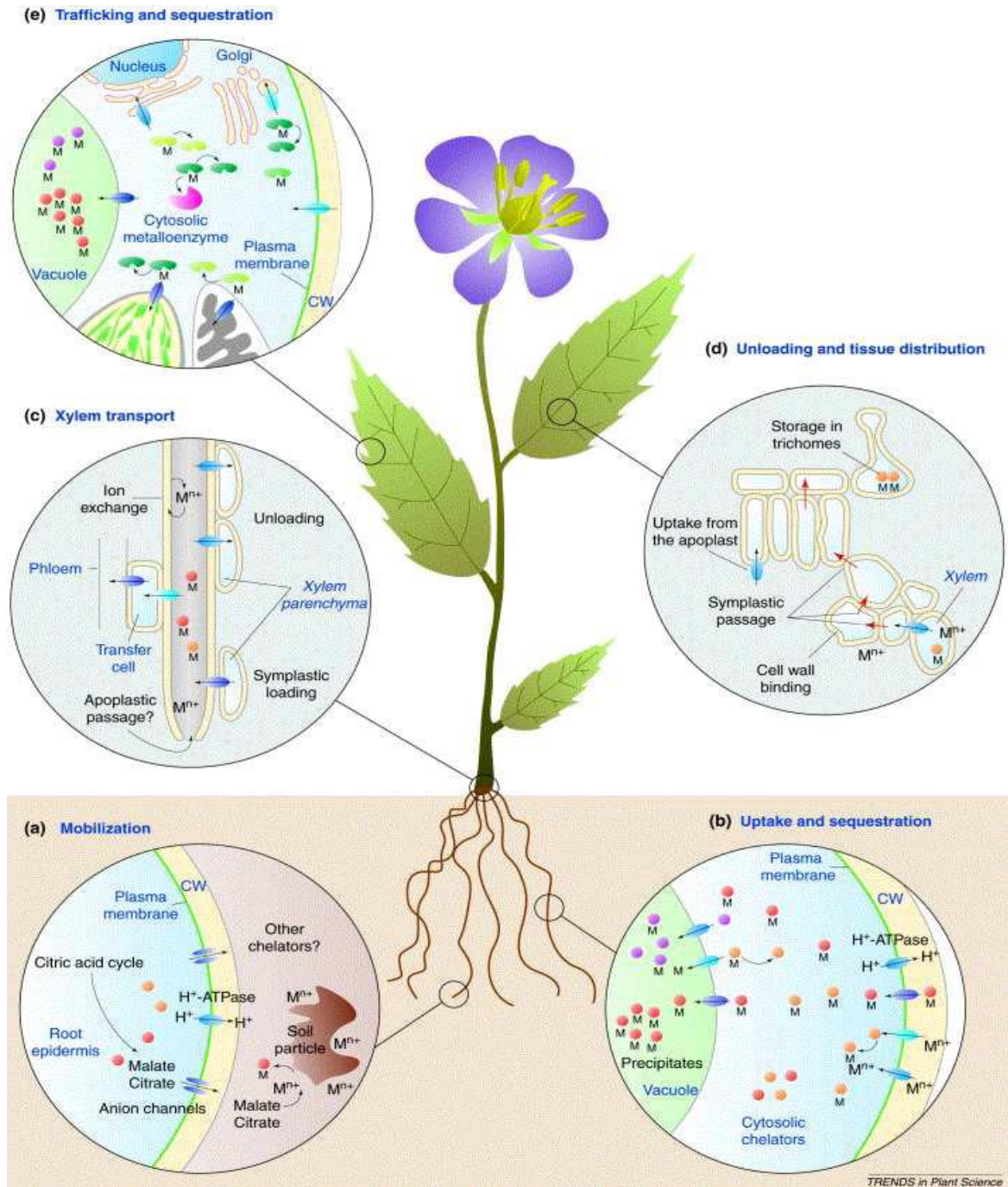


Figure 8 : Principaux mécanismes moléculaires impliqués dans l'absorption et l'accumulation des métaux par les plantes. M= métal ; CW=cell wall. (a) mobilisation ; (b) absorption et séquestration ; (c) transport via le xylème ; (d) déchargement et distribution tissulaire ; (e) circulation et séquestration. (Clemens *et al.*, 2002).

3. Pollution des sols par les métaux lourds

3.1. Généralités

Depuis la fin du XIX^{ème} siècle, le secteur industriel s'est développé sans préoccupation des rejets d'éléments toxiques dans l'environnement et particulièrement les sols. De fait, le sol a été longtemps considéré comme une ressource renouvelable, voire même inépuisable à l'échelle des générations humaines, capable de recevoir sans conséquence les rejets de nos activités. On sait maintenant que les sols sont caractérisés par un équilibre fragile et sont vulnérables. Aujourd'hui, ce patrimoine est menacé à la fois par le lourd héritage du passé et par l'extension des surfaces consacrées au développement industriel (**Lecomte, 1998**).

Le terme «pollution» désigne la présence d'une substance au-delà d'un seuil pour lequel des effets négatifs sont susceptibles de se produire (**Aubertot et al., 2005**).

Il y a des nombreuses définitions qui en été données par les experts. Parmi celle-ci nous retiendrons la suivante publiée dans un rapport rédigé par le comité scientifique de la maison blanche intitulé « Pour restaurer la qualité de notre environnement », c'est une modification défavorable du milieu naturel qui apparait en totalité ou en partie comme un sous produit de l'action humaine, au travers d'effets directs ou indirects altérant les critères de répartition des flux d'énergie, des niveaux de radiation, de la constitution physico-chimique du milieu naturel et de l'abondance des espèces vivantes. Ces modifications peuvent affecter l'homme directement ou au travers des ressources agricoles, en eau et autres produits biologiques. Elles peuvent aussi l'affecter en altérant les objets physiques qu'il possède, les possibilités du milieu ou encore en enlaidissant la nature (**Gaujous, 1993**).

3.2. Pollution de sol

La pollution des sols et des sous-sols résulte des conséquences des diverses activités humaines (industrielles, agricoles ...) cumulées au cours des temps (**Jeannot et al., 2001**).

On parle de contamination d'un sol lorsque sa teneur en élément trace est supérieure à la concentration naturelle, mais sans influence sur la qualité du sol (**Schuhmacher et al., 1995**).

La concentration naturelle de l'élément trace dans le sol résulte de son évolution à partir de la roche initiale. On parle de pollution des sols par un élément trace lorsque l'élément trace est présent à une dose constituant une menace pour l'activité biologique ou les fonctions du sol (**Schuhmacher et al., 1995**).

Ces pollutions négligées jusqu'à une époque relativement récente deviennent aujourd'hui, environnementales et socio-économiques (**Jeannot *et al.*, 2001**).

On distingue deux types de pollution des sols (**Belaid, 2010**) (Figure 9) :

- **La pollution localisée** : Elle se distingue par la présence ponctuelle dans les sols de substances dangereuses : déversements, fuites ou dépôt de déchets.
- **La pollution diffuse** : Elle implique des polluants à faible concentration sur de grandes surfaces, ils proviennent généralement d'épandages de produits : engrais ou pesticides, retombées atmosphériques.

Pour chacun de ces types, on distingue deux origines de pollution :

- La pollution accidentelle : Déversement ponctuel et momentané de substances polluantes.
- La pollution chronique : survenant sur de longues durées, telles que les fuites sur des conduites enterrées, les lixiviats issus de dépôts de déchets.

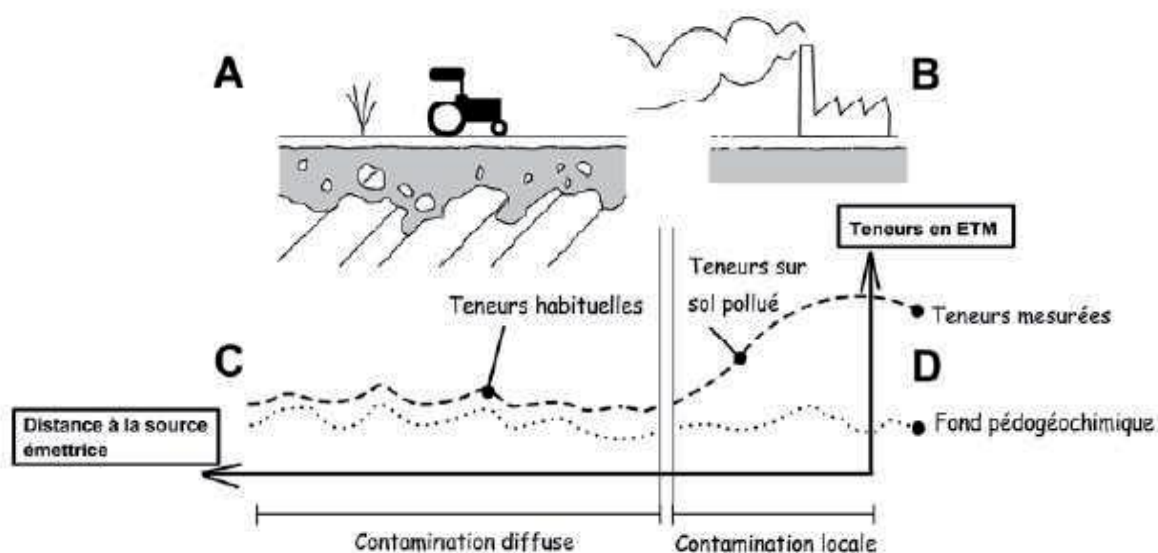


Figure 9 : Contamination diffuse et locale (**Vanobberghen, 2010 ; Pereira et Sonnet, 2007**).

(A) : D'un côté, nous avons un sol caractérisé par une couche superficielle (en gris), développé sur des roches du substrat géologique.

(B) : De l'autre côté, nous avons un sol présentant les mêmes caractéristiques qu'en A, mis à part la présence d'un site industriel (source d'émissions massives de polluants).

(C) : En suivant la ligne pointillée, nous constatons que le fond FPGN varie faiblement et présente des teneurs relativement faibles. La ligne tiretée nous renseigne, quant à elle, une forme de pollution diffuse, mais qualifiée d'« habituelle » car on ne peut pas déceler l'influence d'une contamination locale.

(D) : En suivant la ligne pointillée, nous constatons que le FPGN reste variable mais toujours avec des concentrations faibles. Or, en suivant la ligne tiretée, nous constatons une hausse importante du niveau, résultant d'une contamination locale importante.

3.3. Effets des métaux lourds sur l'environnement et sur la santé

L'accumulation des métaux lourds dans les sols, l'eau ou l'air, constitue une menace. Le fait qu'ils puissent remonter la chaîne trophique représente un danger pour les écosystèmes et pour la santé des organismes vivants et peut avoir des conséquences sociales, environnementales et économiques catastrophiques (Figure 10).

- Les trop fortes teneurs en métaux lourds diminuent la densité, la biodiversité et l'activité de la microflore et de la microfaune du sol (**Bert et Deram, 1999**).
- L'aération du sol est moins bonne, la minéralisation de la matière organique est plus lente. A long terme, le fonctionnement de l'écosystème sol est réduit ainsi que sa fertilité. La nutrition et le métabolisme des plantes sont perturbés. Certaines espèces végétales, non tolérantes, disparaissent ce qui entraîne des changements dans la composition des communautés végétales (**Bert et Deram, 1999**).
- Les animaux peuvent être contaminés par contact avec la peau, par inhalation de poussières toxiques et par ingestion de l'eau et d'aliments pollués. La dispersion des métaux constitue un danger pour la faune sauvage, le bétail et l'homme, qui se situe en bout de chaîne alimentaire. Dans certaines zones très contaminées, le pâturage, les cultures fourragères ou destinées à l'alimentation humaine sont interdites (**Bert et Deram, 1999**).

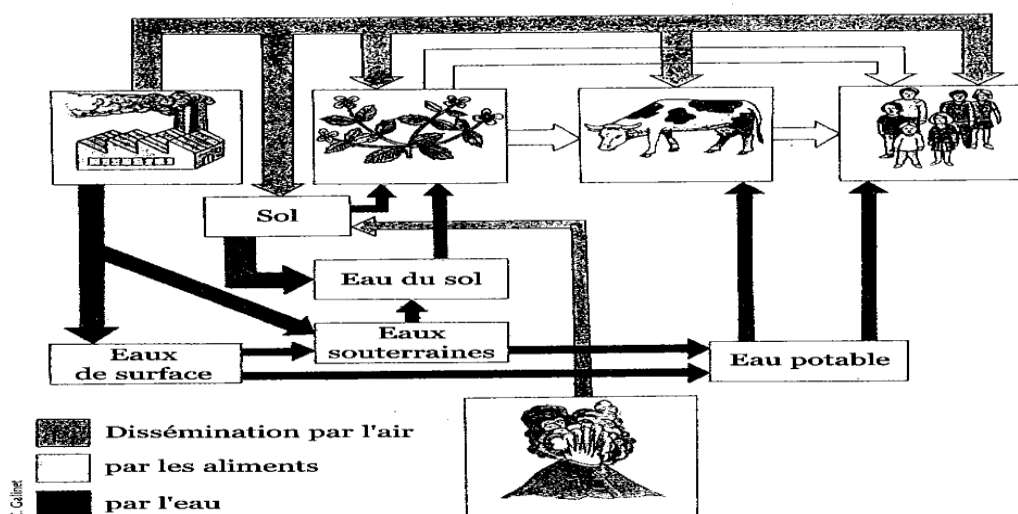


Figure 10 : Le cheminement des métaux lourds dans l'environnement (**Bert et Deram, 1999**).

4. Phytotoxicité des éléments traces et tolérance des plantes

4.1. Phytotoxicité des ETM

4.1.1. Effet des ETM sur la germination

La germination et les plantules sont les stades physiologiques le plus sensible d'une plante et ils sont régulés par plusieurs interactions hormonales et facteurs environnementaux. De plus, ces stades sont plus sensibles à la pollution métallique en raison du manque de certains mécanismes de défense (**Liu et al., 2012**). Il est bien documenté que les processus de germination est fortement perturbé par le stress de métal, cependant, il n'y a pas beaucoup d'explications sur le mécanisme moléculaire de l'inhibition de la germination des semences causée par le stress métallique (**Ahsan et al., 2007**).

4.1.2. Effet des ETM sur la croissance et la nutrition minérale

L'effet toxique des ETM sur la croissance de la plante se manifeste par une réduction de la croissance des parties aériennes et des racines affectant ainsi dramatiquement la production de la biomasse (**Zorrig, 2011**). Ces effets s'accompagnent très souvent de nombreux autres indices de dysfonctionnement tel que la perturbation de l'équilibre de certaines hormones de croissance, notamment l'auxine, la perturbation de l'alimentation en éléments minéraux essentiels pour la croissance des plantes (**Wang et al., 2009 ; Xu et al., 2012**), ainsi qu'à des perturbations de la machinerie photosynthétique, notamment la structure des chloroplastes et la biosynthèse de la chlorophylle (**He et al., 2008 ; Ran et al., 2014**). Il est toutefois important de noter que les ETM n'affectent pas la croissance de toutes les plantes avec la même sévérité. En effet, certaines plantes dites hyperaccumulatrices comme *Arabidopsis halleri* et *Thlaspi caerulescens* sont capables de croître, se développer, et se reproduire à la présence des concentrations élevées d'ETM (**Zorrig, 2011**). Les effets néfastes des ETM pourraient aussi être liés à une altération de l'absorption et de la distribution des éléments minéraux indispensables pour le fonctionnement de la plante (**Zorrig, 2011**). Ceci peut être lié à la diminution de la transpiration et, en conséquence, limitation de l'absorption racinaire de la solution de sol. Des perturbations de la nutrition potassique en présence de cadmium ont été rapportées dans plusieurs études (**Küpper et Kochian, 2010 ; Redondo-Gómez et al., 2010**). Une perturbation dans la nutrition en Ca, Fe et Zn sous le stress du cadmium a été aussi observée chez *Brassica juncea* (**Jiang et al., 2004**).

4.1.3. Effet des ETM sur la photosynthèse

La photosynthèse est le processus bioénergétique qui permet aux plantes de synthétiser de la matière organique en exploitant la lumière du soleil. La photosynthèse est diminuée en

présence d'ETM par plusieurs mécanismes. Cela peut être le fait de la réduction de la biosynthèse de chlorophylles et de la modification du rapport chlorophylles a et b (**Clijsters et Assche, 1985**). Les modifications de l'accumulation de chlorophylle induite par les ETM dépendent fortement du stade de croissance et de la tolérance des plantes (Figure 11). Ainsi, en présence d'un excès de Cu, le niveau de chlorophylles augmentera chez un épinard Cu-tolérant et diminuera chez un épinard Cu-sensible. Certains ETM comme Pb, Cd et Zn sont des inhibiteurs du transfert d'électrons. Ils peuvent agir au niveau des photosystèmes (surtout le photosystème II), dès les premières étapes de la chaîne réactionnelle, en inhibant le transfert d'électrons. Ils agissent également sur les enzymes du système photosynthétique affectant les trois étapes clés du cycle de calvin (carboxylation, réduction, régénération) (**Singh, 2005**).

4.1.4. Effet des ETM sur le statut hydrique

Les plantes exposées à un excès d'ETM augmentent leur résistance stomatique et diminuent la transpiration, induisant un stress hydrique. Le Cd limite généralement la tolérance au stress hydrique des plantes causant une perte de turgescence et une diminution du potentiel hydrique foliaire (**Prasad, 2004**). La transpiration et la teneur relative en eau montrent également une diminution dans le cas de concentrations excessives en Pb, Cu et Zn dans les tournesols (**Kastori et al., 1992**), alors que le bilan hydrique du trèfle et de la luzerne ne semble pas affecté par la présence de Pb, malgré une importante fermeture stomatique (**Prasad, 2004**). Les ETM influencent également la relation plante-eau en inhibant la formation de poils racinaires, réduisant la capacité des plantes à explorer le sol pour l'absorption d'eau et de nutriments. Une autre conséquence de la présence d'ETM est l'augmentation de la résistance au flux hydrique dans le système racinaire. En effet, la perméabilité des membranes est réduite par un renforcement de la subérisation et de la lignification (**Menon, 2006**). Concernant le transfert de l'eau vers les parties aériennes, il est limité par la réduction du nombre et du diamètre des faisceaux vasculaires (**Pal et al., 2006**).

4.1.5. Stress oxydatif

Lors du métabolisme aérobie des plantes, la réduction de l'oxygène par les cytochromes de la chaîne respiratoire s'accompagne inévitablement d'une production des molécules intermédiaires radicalaires, très réactifs connus sous le nom d'espèces réactives de l'oxygène (ROS). Les espèces réactives de l'oxygène sont de puissants agents oxydants capables d'altérer toute une série de cibles biologiques importantes, avec comme conséquence la modification des domaines fonctionnels des biomolécules: inhibition de l'activité enzymatique, perturbation du métabolisme (notamment la photosynthèse et la respiration),

oxydation de protéines, altération des membranes cellulaires via l'induction de phénomènes de peroxydation lipidique, apparition de cassures au sein de l'ADN, pouvant conduire à la mort cellulaire (Muschwitz, 2009). Cependant, les métaux qui n'existent que sous un seul état d'oxydation, comme le cadmium et le zinc peuvent induire une accumulation de ROS en perturbant certaines voies métaboliques ou en inactivant des enzymes du système anti-oxydant, contribuant ainsi à l'épuisement de la réserve cellulaire de molécules anti-oxydantes (Muschwitz, 2009)

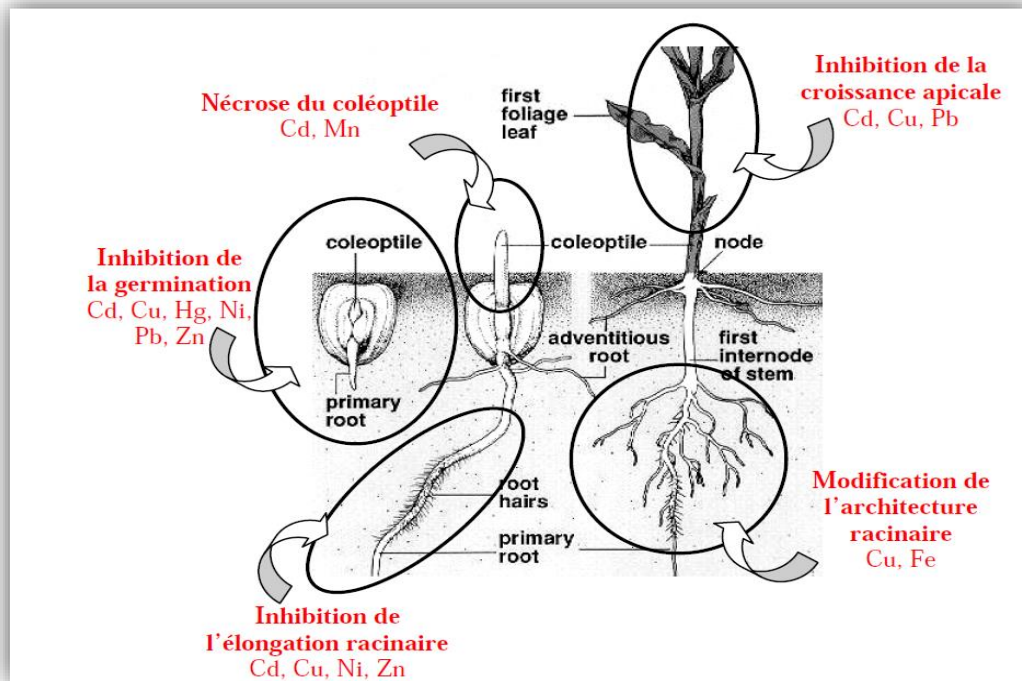


Figure 11 : Possibles interactions métalliques lors du développement des plantes (Prasad, 1999).

4.2. Mécanismes de tolérance

Certains végétaux, qualifiés d'hyperaccumulateurs, sont capables de stocker en très grandes quantités les métaux dans leurs parties aériennes (Montarges-Pelletier *et al.*, 2008 ; Kraemer, 2010).

L'étude de ces plantes résistantes, par leurs capacités de détoxification, d'immobilisation ou d'absorption des métaux lourds, pourrait donc constituer un outil intéressant, non seulement pour estimer les risques de transfert potentiel des métaux lourds au sein de l'écosystème (Martin *et al.*, 1996), mais aussi comme outil de réhabilitation des sols (Sbartai *et al.*, 2012).

Ces plantes utilisent alors des mécanismes spécifiques de défense pour éliminer les métaux ou pour les rendre moins ou non disponibles afin de réduire leurs toxicités. Le mécanisme est possible de considérer trois niveaux de contrôle de la toxicité des métaux chez les végétaux (**Briat et Lebruit, 1999**).

Le premier niveau concerne l'absorption et la distribution de l'ion métallique à travers la plante. Le deuxième met en jeu des systèmes de stockage et de détoxification.

Enfin, le troisième consiste en la mise en place de processus réduisant le stress oxydatif engendré par la forte concentration intracellulaire des ions métalliques (**Briat et Lebruit, 1999**).

4.2.1. Absorption et le transport

A ce jour, peu de données existent sur la caractérisation moléculaire de transporteurs membranaires d'ions métalliques chez les plantes. Les principales études ont été réalisées sur l'absorption du fer (**Grusak, 1995**).

Un transporteur de fer ferreux (Fe^{2+}) a été caractérisé chez *Arabidopsis thaliana* mais des études physiologiques indiqueraient que ce système n'est pas spécifique d'un métal donné. D'autre part, il est aussi démontré que la carence en fer ou en cuivre de certains sols active l'expression de gènes codant des transporteurs (**Eide et al., 1996**). Ceux-ci peuvent alors véhiculer d'autres métaux présents dans le sol à des concentrations toxiques (**Briat et Lebruit, 1999**).

4.2.2. Stockage et la détoxification

Une fois les ions métalliques absorbés et distribués dans les cellules de la plante, ceux-ci sont pris en charge par diverses molécules pour être stockés sous des formes non toxiques. Des protéines spécifiques comme les ferritines (**Harrison et Arosio, 1996**) et les metallothionéines (**Hamer, 1986 ; Hasegawa et al., 1997 ; Robinson et al., 1993**), Prenant en charge le cuivre et le zinc dans le cytoplasme, assurent une partie de ce stockage intracellulaire des métaux. D'autres molécules, les phytochélatines, sont des peptides synthétisés enzymatiquement à partir du glutathion et jouent un rôle essentiel dans l'homéostasie des ions métalliques chélatants dans le cytoplasme des métaux comme le cadmium, le zinc, et le cuivre (**Reuser, 1995 ; Schmogger et al., 2000 ; Zenk, 1996**).

Enfin, des transporteurs tonoplastiques ATP-dépendant véhiculent ces complexes dans les vacuoles où ils sont stockés (**Kopper et al., 1999 ; Martinoia et al., 1993**) (Figure 12).

4.2.3. Réponse au stress oxydatif

En réponse au stress oxydant, les cellules peuvent synthétiser des enzymes antioxydantes comme la superoxyde-dismutase (SOD), les catalases et les peroxydases mais

également des métabolites aux propriétés antioxydantes comme les phénols et le glutathion et les terpènes. Les phénols, en plus d'être capables de chélater les ETM, peuvent inhiber la peroxydation des lipides en piégeant les lipides alkoxydes (Michalak, 2006).

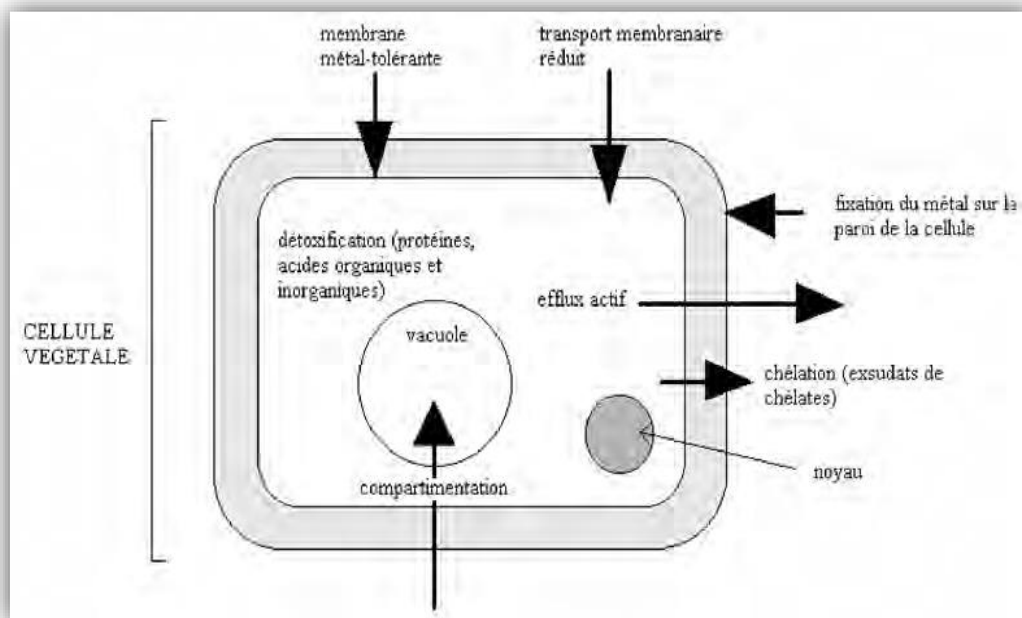


Figure 12: Quelques mécanismes impliqués dans la tolérance aux métaux des plantes supérieures (Bargagli, 1998).

4.2.4. Chélation et la compartimentation cellulaire

4.2.4.1. Chélation

La présence intracellulaire de ligands organiques, qui assurent une complexation et donc la détoxification de nombreux ions métalliques constitue à l'heure actuelle un aspect fondamental de la résistance aux métaux lourds. Chez les végétaux, quatre groupes principaux de ligands intracellulaires ont été caractérisés (Remon, 2006).

➤ Méthallothionéines (MTs)

Les méthallothionéines sont des protéines caractérisées par leur richesse en cations métalliques (essentiellement Cu et/ou Zn) et par leur forte proportion de résidus cystéines (Shah et Nongkynrih, 2007). Les MTs des plantes sont supposées jouer un rôle important en maintenant l'homéostasie des métaux de transition essentiels, la désintoxication des métaux toxiques (Margoshes et Vallee, 1957). Alternativement, les méthallothionéines peuvent fonctionner comme antioxydants (Dietz *et al.*, 1999) et probablement intervenir dans la réparation de la membrane plasmique (Salt *et al.*, 1998). Chez *Arabidopsis thaliana*, il a été démontré que la présence de cuivre stimule la biosynthèse de MT et que la variation

écotypique de la tolérance à ce métal est corrélée au taux de transcription des gènes MT (**Pourrut, 2008 ; Remon, 2006**).

➤ **Phytochélatines (PC)**

Les phytochélatines sont de petits polypeptides intracellulaires possédant la séquence d'acides aminés $(\gamma\text{-Glu-Cys})_n\text{-Gly}$, où $n = 2-11$, et une très grande affinité pour les métaux grâce à leurs fonctions thiol (SH) et carboxyle (COOH) (**Remon, 2006**). Ils sont produits par les plantes, les champignons et les algues à partir du glutathion (GSH), thiol prédominant dans les cellules de tout organisme, en réponse à une augmentation de la concentration en métaux dans leur environnement. Des études précédentes ont indiqué que les ions métalliques Cu^{2+} , Hg^{2+} , CH_3Hg^+ , Pb^{2+} et Zn^{2+} , tous inducteurs de la synthèse de phytochélatines (**Patra et al., 2000**).

➤ **Acides organiques**

Les acides organiques représentent un autre groupe de chélateurs naturels. Sous cette dénomination sont classées des molécules diverses tels que des acides dicarboxyliques (acides fumarique, malique, oxalique) ou des acides tricarboxyliques (comme l'acide citrique). Toutes ces petites molécules sont clairement impliquées dans les phénomènes d'accumulation. On observe souvent une stimulation de leur synthèse en présence de métaux lourds, ce qui laisse penser qu'elles assurent le transport xylémien des ions métalliques depuis les racines vers les parties aériennes de la plante (**Ma et al., 1997**). De même, une synthèse accrue de malate a été observée chez une population tolérante de *Festuca rubra* développant sur des dépôts riches en Cu et Zn (**Harrington et al., 1996**).

➤ **Acides aminés**

Les acides aminés libres, comme la proline, l'histidine et la cystéine, s'accumulent lors d'un stress métallique et pourraient être eux aussi impliqués dans la chélation de divers métaux lourds, notamment du zinc et du nickel (**Briat et Lebrun, 1999 ; Bert, 2000**). Chez *Alyssum lesbiacum* et *Thlaspi caerulescens* (Brassicacées), la forte production d'histidine au niveau racinaire permet de former rapidement des complexes avec le Ni absorbé et ainsi d'acheminer le métal vers les parties aériennes (**Richau et al., 2009**).

4.2.4.2. Compartimentation cellulaire

Une des hypothèses les plus fréquentes pouvant expliquer le phénomène de tolérance serait attribuée à la compartimentation accrue des métaux lourds sous forme ionique dans la vacuole, grâce à plusieurs familles de transporteurs protéiques. Par exemple, un transporteur tonoplastique appartenant à la famille des protéines GTP a été identifié chez un écotypique de *Silene vulgaris* tolérant au zinc. Le transport de zinc sous forme ionique dans les vacuoles

dépend de la présence de magnésium et de GTP et permet la détoxification du zinc plus rapidement que chez l'écotype sensible (**Chardonnens *et al.*, 1999**).

Chez *Rauvolfia serpentina*, le cadmium forme, avec les phytochélatines, des complexes de faible masse moléculaire (Low Molecular Weight (LMW)), qui s'agrègent les uns aux autres par des ponts sulfures pour former des complexes de masse moléculaire élevée (High Molecular Weight (HMW)). Les HMW pourraient alors être transportés par un complexe protéique spécifique dans la vacuole. Le pH vacuolaire provoquerait alors la dissociation du complexe, et les ions seraient pris en charge par les acides organiques présents, tels que le malate, le citrate ou encore l'oxalate (**Sanita di Toppi et Gabrielli, 1999**).

4.2.5. Autres systèmes de défense au stress métallique

D'autres mécanismes agissant contre les effets néfastes des métaux lourds peuvent être mis en œuvre chez les plantes :

4.2.5.1. Transporteurs membranaires

Les transporteurs membranaires de type pompe ATPasique, spécifiques du cadmium seraient présents chez *A. thaliana* et réaliseraient un efflux actif des ions métalliques à l'extérieur des cellules (**Briat et Lebrun, 1999**).

4.2.5.2. Accumulation des métaux dans les feuilles âgées

L'accumulation des métaux dans les feuilles âgées juste avant leur abscission diminuerait ainsi les concentrations métalliques dans la plante. En général, la concentration dans les feuilles augmente avec l'âge. Chez *Armeria maritima* subsp. *halleri*, dans les feuilles marron (les plus âgées), les concentrations en Cu, Cd, Zn et Pb sont 3 à 8 fois celles des jeunes feuilles (**Dahmani-Muller, 1999**). Cette observation suggère un transport interne depuis des feuilles vertes, encore actives d'un point de vue photosynthétique, vers les feuilles qui sont sur le point de tomber, préservant ainsi la photosynthèse tout en détoxifiant la plante. Une accumulation de Cd a été également observée dans les trichomes de plusieurs espèces (**Salt *et al.*, 1995**).

4.2.5.3. Protéines de choc thermique (Hsp)

Les protéines de choc thermique (Hsp), déjà réputées pour leur implication dans le stress lié à un choc thermique, seraient également responsables de la tolérance aux métaux toxiques (**Memon *et al.*, 2001 ; Hall, 2002 ; Timperio *et al.*, 2008**). En effet, des stress très variés, ayant en commun de dénaturer des protéines (stress protéotoxique), sont capables d'induire cette réponse de type « choc thermique ». L'induction des Hsp par le stress

protéotoxique permet à la cellule de réparer les dommages protéiques ainsi occasionnés par resolubilisation des agrégats, renaturation des polypeptides ou, si cela est impossible, par l'engagement des protéines dénaturées vers les voies de dégradation (**Banzet et al., 1998**). Ainsi, les résultats obtenus sur des cellules de tomate ont établi que l'action d'H₂O₂ induisait la synthèse de protéines de choc thermique (**Banzet et al., 1998**). De la même façon, dans les cellules de *Lycopersicon peruvianum* exposées à 1mM de cadmium, des quantités significatives d'Hsp ont été relevées au niveau du plasmalemme, de la membrane mitochondriale et du réticulum endoplasmique, sièges de multiples dégâts du stress oxydant provoqué par les métaux lourds (**Neumann et al., 1994**).

4.2.5.4. Biosynthèse d'éthylène

La biosynthèse d'éthylène dans les racines et les feuilles est provoquée par certains métaux, comme le cadmium. L'éthylène serait alors un messenger stimulant la lignification capable de limiter les flux de métaux dans les systèmes vasculaires et accélérant la réponse anti-oxydante par induction de l'activité ascorbate peroxydase, ainsi que la synthèse de métallothionéines (**Sanita di Toppi et Gabbrielli, 1999**).

4.2.6. Principaux antioxydants non enzymatiques

4.2.6.1. Composés phénoliques (les polyphénols)

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires possédant un ou plusieurs cycles benzéniques portant une ou plusieurs fonctions hydroxyles (**Ignat et al., 2011**). Ces composés sont synthétisés par les plantes aussi bien au cours du développement normal que dans les conditions de stress (**Macheix et al., 2005**). Ils participent aux réactions de défense face à différents stress biotiques ou abiotiques. Chez la plante ils sont impliqués dans le développement, la reproduction, la croissance cellulaire, la différenciation, l'organogenèse, la floraison et la lignification (**Balasundram et al., 2006**). En outre, la teneur des végétaux en composés phénoliques est très variable en fonction de nombreux paramètres génétiques, physiologiques et environnementaux (**Faller et Fialho, 2010**).

4.2.6.2. Localisation et rôle des antioxydants dans la plante

Les composés phénoliques sont présents partout dans les racines, les tiges, les fleurs, les feuilles de tous les végétaux (**Middleton et al., 2000**).

A l'échelle de la cellule, les composés phénoliques sont principalement répartis dans deux compartiments : les vacuoles et la paroi. Dans les vacuoles, les polyphénols sont conjugués, avec des sucres ou des acides organiques, ce qui permet d'augmenter leur solubilité et de limiter leur toxicité pour la cellule. Au niveau de la paroi, on trouve surtout de

la lignine et des flavonoïdes liés aux structures pariétales. Les composés phénoliques sont synthétisés dans le cytosol. Une partie des enzymes impliquées dans la biosynthèse des phénylpropanoïdes est liée aux membranes du réticulum endoplasmique, où elles sont organisées en métabolons (**Winkel, 2004 ; Macheix *et al.*, 2005**).

D'autres organites du cytoplasme, comme des vésicules golgiennes ou des chloroplastes, peuvent participer à la biosynthèse des composés phénoliques mais ce ne sont pas des lieux d'accumulation (**Macheix *et al.*, 2005**).

Au sein même des feuilles la répartition des composés est variable, par exemple les anthocyanes et les flavonoïdes sont majoritairement présents dans l'épiderme (**Tomas-Barberan et Espin, 2001 ; Cheynier et Sarni-Manchado, 2006**). Les composés phénoliques interviennent dans un grand nombre de processus physiologiques chez la plante et dans les interactions avec leur environnement, leur structure leur conférant des fonctions très spécifiques (**Desjardin, 2008**).

4.2.6.3. Propriétés des composés phénoliques

Parmi les antioxydants naturels ; les composés phénoliques, et plus particulièrement les acides phénoliques et les flavonoïdes, suscitent un intérêt grandissant. Ce sont des composés, naturels, qui permettent de ralentir le phénomène d'oxydation qui favorisent le vieillissement cellulaire en interrompant le passage du stress oxydatif et interceptant le « message » de l'apoptose (mort cellulaire programmé) (**Macheix *et al.*, 2005**).

4.2.6.3.1. Flavonoïdes

Les flavonoïdes représentent la majorité des composés phénoliques qui sont caractérisés par leur faible poids moléculaire. Ils sont parmi les métabolites secondaires les plus réactifs dans les plantes. Ils se trouvent généralement dans les feuilles, les parties florales et les pollens (**Olsen *et al.*, 2010**).

Elles sont considérées comme des pigments quasi universels des végétaux qui peuvent participer dans les processus photosynthétiques (**Mukohata *et al.*, 1978**), dans la régulation de gène et dans le métabolisme de croissance (**Havsteen, 2002**). Actuellement, environ de 4000 composés flavoniques sont connus (**Edenharder et Grünhage, 2003**), les flavonoïdes peuvent être divisés en différentes classes : anthocyanidines ; flavonoles ; isoflavonoles ; flavones ; isoflavones ; flavanes ; isoflavanes ; flavanols ; isoflavanols ; flavanones ; isoflavanones ; auronnes (**Havsteen, 2002 ; Edenharder et Grünhage, 2003**). La propriété des flavonoïdes la mieux décrite est leur activité antioxydante et leur capacité à piéger

les radicaux libres : radicaux hydroxyles (OH^\bullet), anions superoxydes ($\text{O}_2^{\bullet-}$) et radicaux peroxylipidiques. Ils inactivent et stabilisent les radicaux libres grâce à leur groupement hydroxyle (C3-OH) fortement réactif. Ils sont également capables de chélater les ions métalliques (**Ghedira, 2005**). Des travaux ont montré que les niveaux des flavonoïdes augmentaient dans les cas de stress biotique et abiotique, tels que le stress hydrique, la toxicité aux métaux et la privation de nutriments (**Winkel-Shirley, 2002**).

4.2.6.3.2. Phénols simples et les acides phénoliques

Le terme d'acide phénol peut s'appliquer à tous les composés organiques possédant au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique (**Ribéreau-Gayon, 1968**).

Les acides phénols et ces dérivés possédant les activités antioxydantes et antiradicalaires sont l'acide caféique, l'acide gallique et l'acide chlorogénique (**Bossokpi, 2002**). Pour l'acide caféique, il se montre très efficace contre les virus, bactéries et champignons (**Cowan, 1999**). Alors, l'acide gallique présente une très grande activité antioxydante (**Smith et Kramer, 1999**). Il peut aussi à une faible concentration, prévenir les dommages oxydatifs d'ADN cellulaire (**Lee et al., 2005**).

5. Phytoremédiation

La phytoremédiation est une technologie émergente qui utilise les plantes ou les microorganismes de la rhizosphère pour extraire, transformer ou stocker les polluants contenus dans les sols, les sédiments, les eaux souterraines ou de surface et même l'atmosphère (Susarla *et al.*, 2002). A l'heure actuelle, la phytoremédiation est utilisée pour le traitement de plusieurs classes de polluants tels que les hydrocarbures, les solvants chlorés, les pesticides, les composés explosifs ou encore les ETM (Vassilev *et al.*, 2007).

Plusieurs techniques physico-chimiques existent pour éliminer ces éléments mais elles sont onéreuses, lourdes à mettre en place et laissent un sol stérilisé peu utile par la suite. La phytoremédiation est donc apparue ces dernières années comme étant une alternative de dépollution, plus lente, mais aussi beaucoup plus économique et plus respectueuse de la microflore, composante essentielle de la bonne qualité des sols (Vassilev *et al.*, 2007).

L'idée d'utiliser les plantes pour la réhabilitation environnementale est ancienne, puisqu'il y a 300 ans les hommes utilisaient déjà les plantes pour le traitement de l'eau. Cependant, ce n'est que récemment que l'utilisation des plantes pour la réhabilitation des sols a pris son essor (Salt *et al.*, 1995 ; Suthersan, 2001).

5.1. Histoire de la phytoremédiation

Au 16^{ème} siècle, un botaniste de Florence, Andréa Cesalpino, découvre une plante poussant sur des roches naturellement riches en métaux (du nickel notamment). En 1885, Baumann a identifié pour la première fois deux espèces végétales, *Thlaspi caerulescens* et *Viola calaminaria*, comme étant capables d'accumuler de fortes quantités de zinc dans leurs feuilles. Ensuite, en 1935, Byers étudia l'accumulation du sélénium chez *Astragalus* spp. Dix ans plus tard, Minguzzi et Vergnano (1948) identifièrent des plantes capables d'accumuler jusqu'à 1 % de Ni dans leurs parties aériennes. Aujourd'hui plus de 400 plantes sont connues pour leur capacité d'accumulation des métaux (Baker *et al.*, 2000).

5.2. Types des plantes utilisées dans la phytoremédiation

Il existe deux catégories de plantes susceptibles d'intervenir dans les processus de phytoremédiation. D'une part, il y a les plantes dites «tolérantes aux métaux», appelées plantes métallophiles ou métallobytophytes. Ces plantes sont potentiellement utiles pour la phytostabilisation et la phytovolatilisation ainsi que pour l'étude des mécanismes de tolérance mais leur capacité d'accumulation des métaux dans les parties aériennes est faible (0.005 à

0.05% de la matière sèche). Elles présentent donc peu d'intérêt pour la phytoextraction (**Baker et al., 1997**).

En revanche, il existe des plantes dites « hyperaccumulatrices » (**Brooks, 1998**) qui sont capables de stocker dans les tiges et les feuilles de 10 à 500 fois plus d'éléments métalliques que les autres espèces végétales (Tableau 5).

- 10 µg de Hg/g de MS (matière sèche).
- 100 µg de Cd/g de MS.
- 1000 µg de As, Co, Cr, Cu, Ni, Pb, Se/g de MS.
- 10 000 µg de Mn, Zn/g de MS.

A ce jour, il a été recensé plus de 400 taxons de plantes hyperaccumulatrices réparties dans toutes les zones du globe, dont 300 accumulent préférentiellement le Ni. La plupart des espèces utilisées sont des plantes de la famille des Brassicacees (**Ebbs et Kochian, 1997**). Les plus connues sont *Brassica jimcea*, très utilisée pour la décontamination du plomb et du cadmium, *Thlaspi caerulescens* capable d'accumuler le zinc (**Schen et al., 1997 ; Tolra et al., 1996**), le cadmium (**Brown et al., 1995**) dans la partie aérienne avec une concentration de 1000 µg / g MS et le nickel (**Brooks, 1998 ; Schwartz, 1997**) et le genre *Alyssum bertolonii* (**Schickler et Caspi, 1999 ; Shallari, 1997**).

Les espèces hyperaccumulant le cuivre et le cobalt sont peu nombreuses (24). Elles sont originaires du Zaïre. Ces espèces appartiennent pour la plupart à la famille des Laminacées et des Scrophulariacées. La plus forte teneur en cuivre rencontrée (13700 µg/g MS) se retrouve chez *Aeollanthus biformifolius* (Laminacées). Il existe, toutefois de nombreuses autres hyperaccumulatrices dans d'autres familles (Violacees, Euphorbiacees, Carvophyllacees (**Wenzel et Jockwer, 1999**). D'ailleurs plusieurs chercheurs américains travaillent aussi beaucoup sur des arbres comme le peuplier capable d'extraire le métal du sol et des eaux et des plantes domestiquées comme le tournesol (**Phytokinetics, Inc. URL : www.ohvtokinetics.com, Phytotech, Inc. URL : www.edenspace.com**).

La plupart des plantes hyperaccumulatrices sont caractérisées par une faible biomasse et une croissance lente, ce qui les rend moins efficaces pour une utilisation à grande échelle par rapport aux espèces à forte biomasse (**Baker et al., 2000 ; Reeves et Baker, 2000**).

Tableau 5 : Nombre d'espèces hyper accumulatrices (**Baker, 2000**).

Métal	Concentration (% en matière sèche de feuilles)	Nombre d'espèces	Nombre de familles
Cadmium	> 0,01	3	2
Cobalt	> 0,1	26	12
Cuivre	> 0,1	24	11
Plomb	> 0,1	5	3
Manganèse	> 1	8	5
Nickel	> 0,1	> 300	35
Zinc	> 1	18	5

5.3. Différentes techniques de phytoremédiation

5.3.1. Phytoextraction.

La phytoextraction utilise des plantes capables de prélever les éléments traces toxiques et de les accumuler dans les parties aériennes qui seront ensuite récoltées puis incinérées (**Jemal et Ghorbal, 2002**).

Cette technique représente une alternative ou un complément aux traitements physico-chimiques des sols contaminés par les métaux lourds (Figure 13). Le procédé est répété jusqu'à ce que l'abaissement du niveau de pollution du sol soit significatif (**Salt et al., 1998 ; Cooper et al., 1999 ; ADEME, 2010**).

Pour le traitement de la biomasse produite, les auteurs évoquent souvent l'incinération et la valorisation énergétique. Les cendres, ou le biominerai, seraient stockées en centre d'enfouissement technique ou recyclées en métallurgie. En effet, pour certains métaux présentant un intérêt économique, comme le nickel, le thallium et les métaux précieux, le biominerai pourrait être purifié et les métaux recyclés (**ADEME, 2010**).

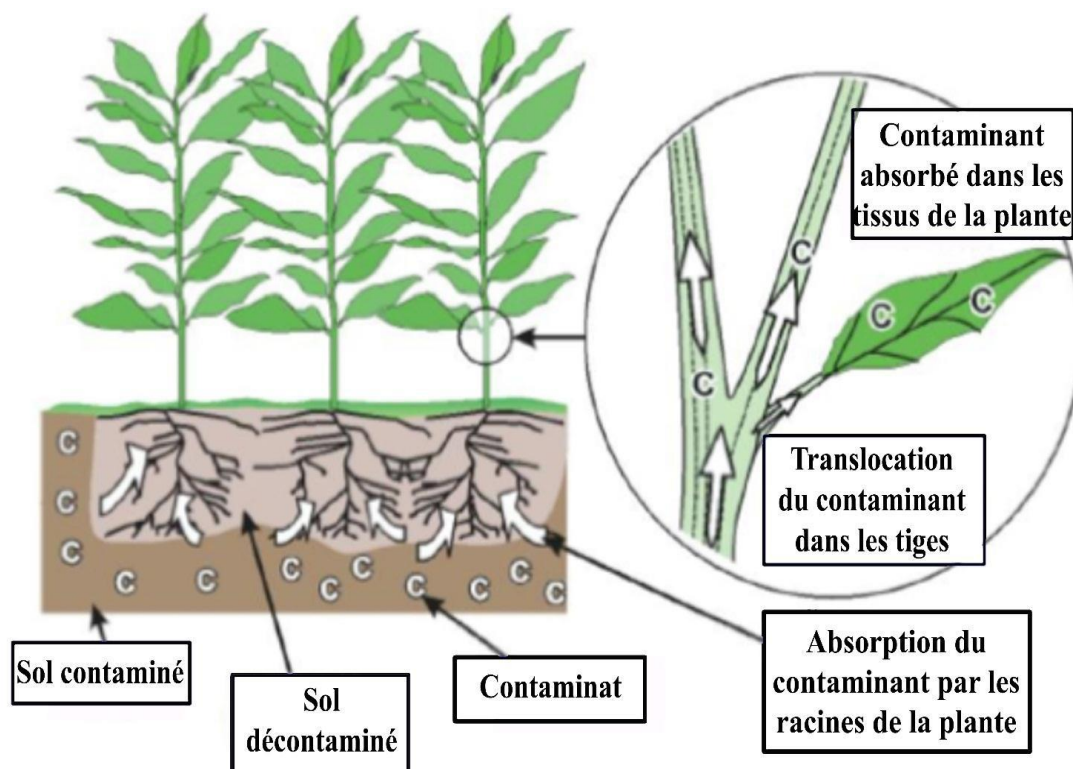


Figure 13 : Processus de phytoextraction (ITRC, 2001)

Il existe deux stratégies de phytoextraction, la phytoextraction assistée (induite) et la phytoextraction continue. La phytoextraction est dite induite lorsqu'elle est assistée par des chélateurs de métaux qui sont appliqués au moment où la production de biomasse est optimale. S'il n'y a pas d'utilisation de chélateurs, il s'agit de phytoextraction continue.

5.3.1.1. Phytoextraction induite

La phytoextraction induite (Figure 14) se fait en présence de chélateurs et de plantes à forte biomasse et à croissance rapide. Lorsque la plante a atteint un certain niveau de croissance, les chélateurs de métaux sont appliqués au sol. Ceux-ci permettent d'induire l'accumulation de métaux lourds dans la plante par augmentation de la biodisponibilité de l'élément ciblé. En fait, lors de l'ajout du chélateur dans le site contaminé par Zn, Mn et Pb, celui-ci sont absorbés et migrent vers la partie aérienne de *Brassica napus* où ils s'accumulent sous la forme du complexe metal-EDTA (Zaier *et al.*, 2010).

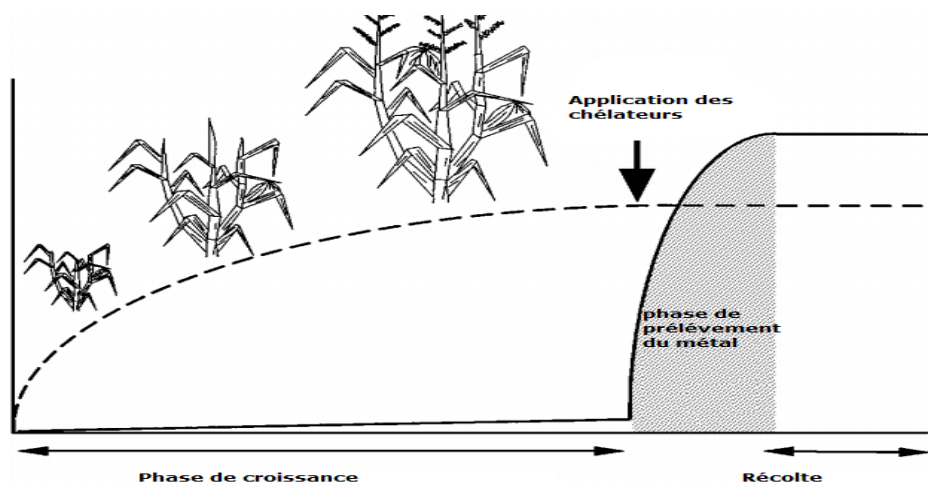


Figure 14 : Schéma représentant une phytoextraction induite par des chélateurs. La ligne continue représente la teneur en métal de la partie aérienne ; la ligne discontinue représente la production de biomasse de la partie aérienne (Salt *et al.*, 1998)

5.3.1.2. Phytoextraction continue

Pour pratiquer la phytoextraction continue (Figure 15) les plantes utilisées doivent se caractériser par leurs capacités génétiques et physiologiques des plantes spécialisées dans l'absorption, la translocation et la tolérance des quantités importantes de polluants (métaux lourds) dans leurs organes, ainsi que sa capacité à résister à de fortes teneurs en métaux. Ces teneurs très supérieures aux niveaux habituellement rencontrés ont donné leur nom aux plantes hyperaccumulatrices (Brooks *et al.*, 1977).

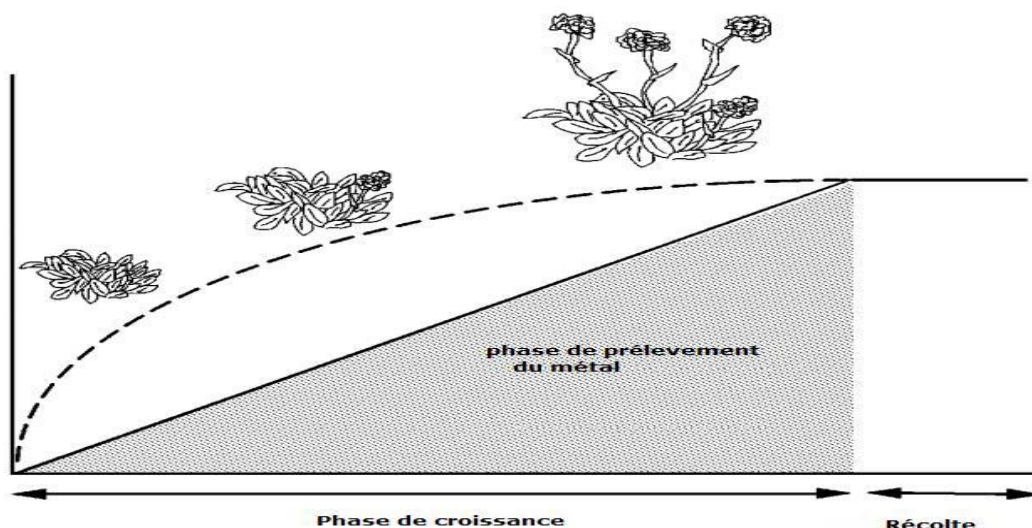


Figure 15 : Schéma représentant une phytoextraction continue : La ligne continue représente la teneur en métal de la partie aérienne ; la ligne discontinue représente la production de biomasse de la partie aérienne (Salt *et al.*, 1998)

5.3.2. Rhizofiltration

La rhizofiltration est une technique qui met en jeu les systèmes racinaires de certaines espèces terrestres ou aquatiques qui absorbent, concentrent et stockent les contaminants des eaux polluées (**Ghosh et Singh, 2005 ; Pilon-Smits, 2005**). Cette technique est généralement utilisée afin de traiter les sites contaminés aux métaux et radionucléides comme le plomb, le cuivre, le zinc, le nickel, l'uranium, le césium et le strontium (**EPA, 2000**).

5.3.3. Phytostabilisation

Dans la phytostabilisation, les plantes réduisent la mobilité et la biodisponibilité des contaminants dans le sol ou la rhizosphère, par immobilisation chimique (précipitation, stabilisation, absorption ou piégeage) ou prévention des mouvements latéraux ou en profondeur via l'érosion ou le lessivage. La phytostabilisation empêche ainsi la dispersion des contaminants dans les eaux de surface et souterraines (**McGrath, 1998**).

5.3.4. Phytodégradation

La phytodégradation (ou phytotransformation) repose sur l'effet rhizosphère qui stimule la dégradation des composés organique des sols. Cette décomposition est réalisée grâce à des enzymes variées, internes ou sécrétées par la plante (**Chaudhry et al., 1998 ; Ann Peer et al., 2005**).

5.3.5. Rhizodégradation

La rhizodégradation, aussi appelée phytostimulation, dans laquelle la décontamination s'opère dans le sol. Dans la rhizodégradation, la décontamination est effectuée dans la rhizosphère par les micro-organismes dont la croissance et l'activité sont stimulées par les plantes (**Pilon-Smits, 2005**).

5.3.6. Phytovolatilisation

Cette technique utilise les plantes pour extraire les métaux lourds puis les éliminer par évapotranspiration via les stomates des feuilles ou les tiges. Parmi les métaux lourds, seuls le mercure et le sélénium sont adapté à cette technique (Figure 16). La possibilité d'y inclure l'arsenic n'est pas à écarter. Une fois volatilises, les polluants se dispersent dans l'atmosphère a des concentrations qui normalement ne représentent plus un danger pour l'homme (Tableau 6). La phytovolatilisation présente également l'avantage de ne pas nécessiter de récolte de la biomasse puisque les contaminants sont disperses dans l'atmosphère (**Pilon-Smits, 2005 ; Anonyme, 2009 ; Dechamp et Meerts, 2003 ; Bert et Deram, 1999**).

Tableau 6: Caractéristiques de différents procédés utilisés en phytoremédiation

Procédés de la phytoremédiation	Rhizofiltration	Phytostabilisation	Phytoextraction	Phytovolatilisation	Phytodégradation
Mécanismes	Accumulation, adsorption, précipitation	Complexation, adsorption, précipitation	Accumulation et Hyperaccumulation	Volatilisation	Dégradation rhizosphérique
Type de polluant	Inorganique	Inorganique	Inorganique	Organiques / inorganiques (As, Hg, Se)	Organiques (solvants chlorés, herbicides)
Substrats traités	Milieux aqueux	Sols, sédiments, boues	Sols, sédiments, boues	Sols, sédiments, boues	Eaux, sols, sédiments, boues
Plantes utilisées	<i>H. annuus, B. juncea, N. tabacum, Zea mays</i>	Plantes exclusives (<i>Agrostis tenuis</i>)	Hyperaccumulatrices ou accumulatrices à forte biomasse	Plantes modifiées génétiquement	Tout type de plante hébergeant des rhizobactéries
Avantages	Utilisation <i>in situ</i> et <i>ex situ</i>	Limite le risque de lixiviation et d'érosion Solution rapide	Utilisation <i>in situ</i> Adaptée aux pollutions diffuse	Dilution de la pollution dans l'air Pas de traitement des déchets végétaux	Pas de traitement des déchets végétaux
Inconvénients	Dépend du système racinaire	Dépend du système racinaire Nécessite une Surveillance N'élimine pas le polluant du sol	Dépend du système racinaire Retraitement des déchets produits	Le risque d'exposition atmosphérique n'a pas été quantifié Utilisation d'OGM	Limité à des polluants facilement dégradables Dépend des rhizobactéries associées
Références	(Dushenkov <i>et al.</i> , 1995)	(Cunningham et Berti, 2000)	(Garbisu et Alkorta, 2001 ; McGrath et Zhao, 2003)	(Chaney <i>et al.</i> , 1997)	(Black, 1995)

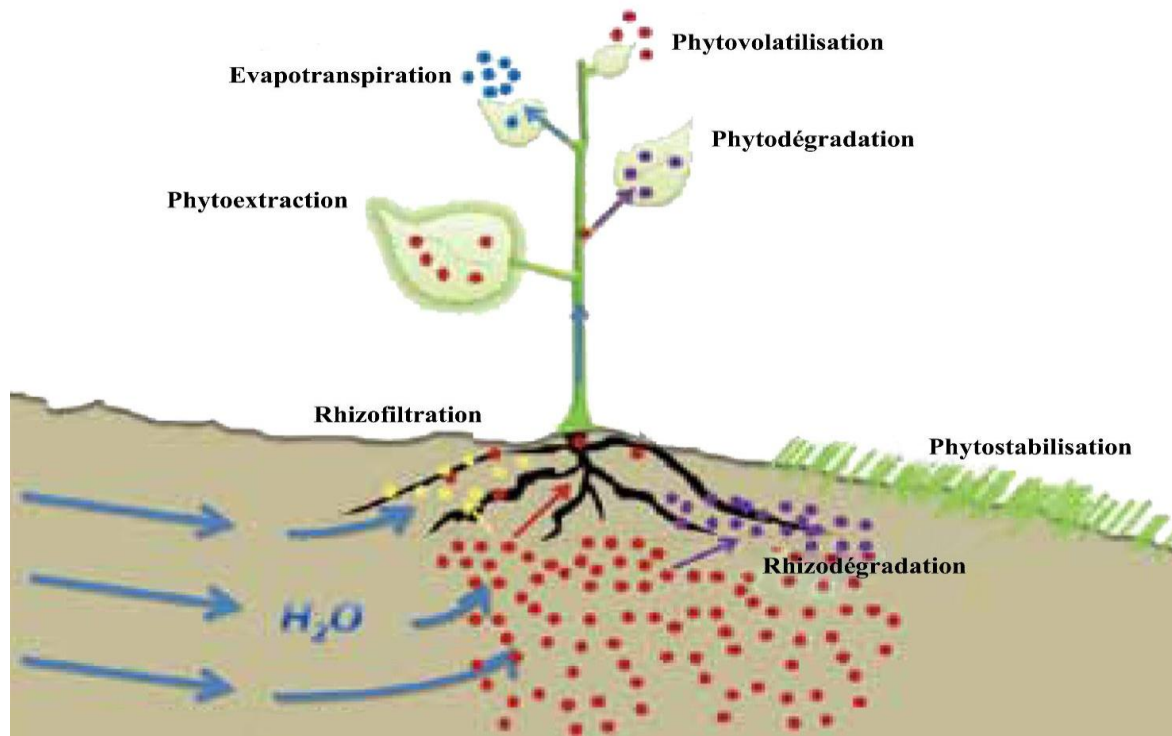


Figure 16 : Techniques de la phytoremédiation (Hettiarachchi *et al.*, 2012).

Tableau 7 : Avantages et inconvénients de la phytoremédiation (Cunningham *et al.*, 1995 ; Henry, 2000).

Avantages	
<ul style="list-style-type: none"> • Utilisé pour une grande diversité de polluants organiques/inorganiques. • Application <i>in situ/ex situ</i>. • Diminution des perturbations pour le sol par rapport aux techniques conventionnelles. • Réduit la quantité de déchets à stocker jusqu'à 95%. • Diminution de la dispersion dans l'eau (lixiviation) et l'air. • Méthode peu coûteuse en moyen humain et matériel. • Facile à mettre en œuvre. • Ecologiquement adaptée et esthétique. • Limite l'érosion, maintien ou améliore la structure des sols. • Impact positif sur la fertilité et la biodiversité des sols. 	
Inconvénients	
<ul style="list-style-type: none"> • Restreint à des sites pollués peu profonds limités à 1 m dans les sols. • Durée de remédiation longue. • Restreint aux sites de faible contamination. • Traitement des déchets potentiellement dangereux. • Dépend des conditions climatiques. 	

5.4. Utilisation des biotechnologies pour la phytoremédiation

Les biotechnologies appliquées à la phytoremédiation sont surtout mises en œuvre au Canada et aux États-Unis (**Ben Ghnaya et al., 2006**). Comme les espèces hyperaccumulatrices sont généralement petites et à croissance lente, le génie génétique cherche à introduire des gènes hyperaccumulateurs dans des espèces à croissance rapide et biomasse importante, ou des gènes de croissance (ou des techniques d'amélioration variétale) au sein d'espèces hyperaccumulatrices (**Angle et Linacre, 2005 ; Ben Ghnaya et al., 2006**).

La première option est la plus exploitée jusqu'ici, et des espèces transgéniques aux propriétés extractives améliorées ont déjà été développées pour l'arsenic, le sélénium et le plomb (**Pilon-Smith et al., 1999 ; Schat et al., 2000 ; Dhankher et al., 2002 ; Angle et Linacre, 2005**). Rien ne semble encore avoir été développé pour les espèces accumulatrices de cuivre et de cobalt car leurs gènes de tolérance seraient plus nombreux et plus difficiles à identifier que pour d'autres métaux (**Schat et al., 2000**). Des biotechnologies bactériennes sont à l'étude à des fins d'immobilisation des métaux lourds (**Lorenzo et al., 2000**). Leur principe est de combiner des protéines fixatrices d'ions métalliques (métallothioïnes), dont le cuivre et le zinc, à des bactéries pouvant se développer dans des sols contaminés. Des essais *in situ* concluants ont déjà été effectués, où la toxicité des sols pour les plantes a été fortement réduite après l'inoculation de bactéries modifiées fixatrices de cadmium. A plus long terme, la technique pourrait être utilisée en combinaison avec la phytostabilisation (**Lorenzo et al., 2000**).

Des techniques d'amélioration variétale par sélection *in vitro* (Couches Cellulaires Mince transversales (CCMTs)) ont également été employées par **Ben ghnaya et al. (2006)** sur du colza (*Brassicanapus*) pour obtenir des plants tolérants et accumulateurs d'agents métalliques (principalement du plomb et le zinc). Cela consiste, à partir de couches de cellules prélevées sur les hampes florales de la plante étudiée, à développer des pétioles et hypocotyles de petite taille (< 1mm) sous forme d'explants (suite à la régénération des cellules-souches végétales, néoformation) et à les soumettre à des milieux de culture riches en métaux pour sélectionner les explants les plus tolérants, ceux qui survivent. Des plantes viables et accumulatrices ont ainsi été obtenues (**Mazoyer et Roudart, 1997**).

Ces pratiques comportent les risques habituels liés à l'emploi d'organismes génétiquement modifiés ou la sélection variétale, que ce soit pour l'environnement (hybridation avec les espèces locales, introgression des gènes modifiés vers d'autres plantes, développement invasif, modification du réseau trophique, risques pour la santé humaine, (**Angle et Linacre, 2005**) ou l'économie (propriété intellectuelle liée à la recherche et au

développement des espèces, coût et accessibilité des semences ou des plants, apport d'intrants, etc.) (**Angle et Linacre, 2005**).

Le risque que les gènes accumulateurs se retrouvent dans le patrimoine génétique d'autres plantes (introgression) serait particulièrement dommageable dans le cas d'espèces cultivées pour l'alimentation. Pour cette raison, il est généralement conseillé d'utiliser des espèces modifiées non indigènes dont les possibilités de croisement avec la flore locale sont moindres (**Angle et Linacre, 2005**).

6. La plante

6.1. Atriplex

6.1.1. Description botanique du genre *Atriplex*

Le genre *Atriplex* est le plus grand et le plus diversifié de la famille des Chenopodiaceae et compte environ 200 espèces réparties dans les régions tempérées et subtropicales; on trouve également des exemplaires de ce genre dans les régions polaires, bien qu'en nombre très réduit (**Rosas, 1989 ; Par-Smith, 1982**).

Le genre *Atriplex* inclus 48 espèces et sous espèces dans le bassin méditerranéen dont cinq espèces parmi elles peuvent être fourragères (**Le Houerou, 1992 ; Wilson, 1994**).

Les espèces du genre *Atriplex* sont caractérisées par le haut degré de tolérance à l'aridité et à la salinité et de fournir des fourrages riches en protéines. Elles ont la propriété de produire une abondante biomasse foliaire même pendant les périodes défavorables de l'année (**Mulas et Mulas, 2004**).

Les *Atriplex* sont des plantes qui préfèrent les sols frais, riches en humus. La multiplication se fait par semis sur sable, au printemps de mars à mai (**Achour, 2005**). La température de la germination varie selon l'espèce et son origine, elle est de 20 à 25° C pour *Atriplex halimus* (**Belkhodja et Bidai, 2004**) et de 16 à 24° C pour *Atriplex canescens*. Cependant certaines variétés originaires d'Utah (USA) peuvent germer à 0-3° C (**Springfield, 1970**).

Le genre *Atriplex* appartient au groupe des plantes ayant un métabolisme photosynthétique de type C4 ce qui explique leur résistance au déficit hydrique (**Rozema, 1996**). Les feuilles des plantes en C4 contiennent deux types de cellules particulières, les cellules de la gaine fasciculaire autour des faisceaux et les cellules du mésophylle autour des cellules de la gaine fasciculaire. La physiologie des plantes en C4 leur confère une protection contre les fortes températures (les enzymes thermosensibles se trouvant dans la gaine fasciculaire) et une faible photorespiration (le taux de CO₂ étant suffisamment élevé pour que le Rubisco ne fonctionne qu'en carboxylase) (**Zhu et Meinzer, 1999**). Les plantes en C4 ont une meilleure efficacité d'utilisation de l'eau que les plantes en C3 en conditions d'illumination et de température élevées (**Broetto et al., 2007**).

Pratiquement toutes les espèces appartenant au genre *Atriplex* sont dioïques, il existe cependant des arbustes monoïques. Dans le cas d'*Atriplex deserticola*, les premières à éclore sont d'abord les fleurs mâles ; la plante prend ainsi une couleur jaune caractéristique ; les fleurs femelles éclosent dans un second temps (**Rosas, 1989 ; Mulas et Mulas, 2004**).

L'Atriplex est un arbuste de 1 à 3 m de hauteur, très touffu à teinte argentée, à rameaux terminés par des grappes allongées et un peu ramifiées très commun dans le Sahara septentrional et les montagnes du Sahara, dans les sols salés ou peu salés (**Ozenda, 1977**). Les feuilles sont arrondies, variables, diversement dentées, parfois encore sagittées (**Burnie et al., 2003**).

6.1.2. Répartition géographique des Atriplex

6.1.2.1. Dans le monde

Les espèces d'Atriplex sont dominantes dans de nombreuses régions arides et semi-arides du monde, en particulier dans des habitats qui combinent relativement la salinité élevée des sols avec l'aridité (**Osmond et al., 1980 ; Mc Arthur et Sanderson, 1984**) (Tableau 8).

Les Atriplex se rencontrent dans toutes les parties du monde de l'Alaska à la Patagonie, de la Bretagne à la Sibérie et de la Norvège à l'Afrique du sud (**Francllet et Le Houerou, 1971**). L'espèce *Atriplex halimus* L. est spontanée à l'intérieur d'une aire relativement vaste englobant les pays du nord de l'Afrique et de proche et Moyen-Orient depuis les îles Canaries jusqu'à l'Iran. Vers le sud, l'espèce atteint le massif de l'Ahagar. En Europe, l'espèce est présente en plus de zone méditerranéenne en Bulgaire (**Le Floch, 1989**).

Tableau 8 : Répartition des espèces d'Atriplex dans le monde (Le Houérou, 1992).

Pays ou régions	Nombre d'espèces et/ou sous espèces	Pays ou régions	Nombre d'espèces et/ou sous espèces
Etats-Unis	110	Baja Californie (Mexique)	25
Australie	78	Afrique du Nord	22
B. méditerranéen	50	Texas	20
Europe	40	Afrique du sud	20
EX. URSS	40	Iran	20
Proche orient	36	Syrie	18
Mexique	35	Palestine/Jordanie	17
Argentine	35	Algérie / Tunisie	17
Californie	32	Bolivie / Pérou	16
Chili	30		

6.1.2.2. En Algérie

Les espèces d'Atriplex a été introduite en Afrique du Nord à partir des Etats-Unis "Nouveau Mexique, Arizona", et à partir de la Tunisie vers l'Algérie pour être utilisée dans les

projets de fixation des dunes dans ces régions (**Francllet et Le Houerou, 1971**).

En Afrique du Nord, le genre *Atriplex* comprend 15 espèces spontanées et 2 espèces naturalisées, soit 07 espèces vivaces, 01 biannuelle et 09 annuelles (**Francllet et Le Houérou, 1971**) (Tableau 9).

Par ailleurs, **Maire (1962)** a identifié une dizaine d'espèces en Algérie dont les plus répandues sont : *Atriplex halimus* et *Atriplex porturoides*.

L'*Atriplex* est spontané dans les étages bioclimatiques semi-arides et arides, les plus grandes superficies correspondent aux zones dites steppiques (Batna, Biskra, Boussaâda, Djelfa, Saida, Tebessa et Tiaret) (**Pouget, 1980**). Le genre *Atriplex* se rencontre aussi sur le littoral et même au Sahara, particulièrement dans la région de Béchar où les nappes longent les dépressions d'Oued (**Benrebiha., 1987**).

Tableau 9 : Répartition des différentes espèces d'*Atriplex* dans l'Algérie (**Qezel et Santa, 1962**).

Espèces	Nom	Localisation
Annuelles (Diffèrent généralement par la forme des feuilles, du port et des valves fructifères)	<i>A. Chenopodioides</i> Batt.	Bouhanifia (Mascara) (très rare)
	<i>A. littoralis</i> L.	Environ d'Alger (rare).
	<i>A. hastata</i> L.	Assez commune dans le Tell et très rare ailleurs.
	<i>A. patula</i> L.	Assez commune dans le Tell et très rare à Aflou.
	<i>A. tatarica</i> L.	Annaba et Sétif (très rare)
	<i>A. rosea</i> L.	Biskra et sur le littoral d'Alger et d'Oran (très rare).
	<i>A. dimorphostegia</i> Kar et Kir.	Sahara septentrional (assez commune), Sahara central (rare).
	<i>A. tornabeni</i> Tineo.	Sahel d'Alger, Golfe D'Arzew (très rare).
Vivaces (Diffèrent généralement par la forme des feuilles, la taille de l'arbrisseau, le port des tiges et l'aspect du périanthe)	<i>A. portulacoides</i> L.	Assez commune dans le Tell
	<i>A. halimus</i> L.	Commune dans toutes l'Algérie.
	<i>A. mollis</i> Desf.	Biskra et Oued-el-Khir (très rare).
	<i>A. coriacea</i> Forsk.	
	<i>A. glauca</i> L.	Commune en Algérie.

6.2. *Atriplex canescens*

D'après le **Le Houerou (2004)**, l'*Atriplex canescens* appartient à :

Règne	végétal
Sous règne	Tracheobionta
Embranchement	Spermaphytes
Sous embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédones
Sous classe	Apétales
Série	Hermaphrodites
Ordre	Centrospermales
Famille	Chenopodiaceae (Amaranthaceae)
Genre et espèce	<i>Atriplex canescens</i> (Pursh) Nutt.

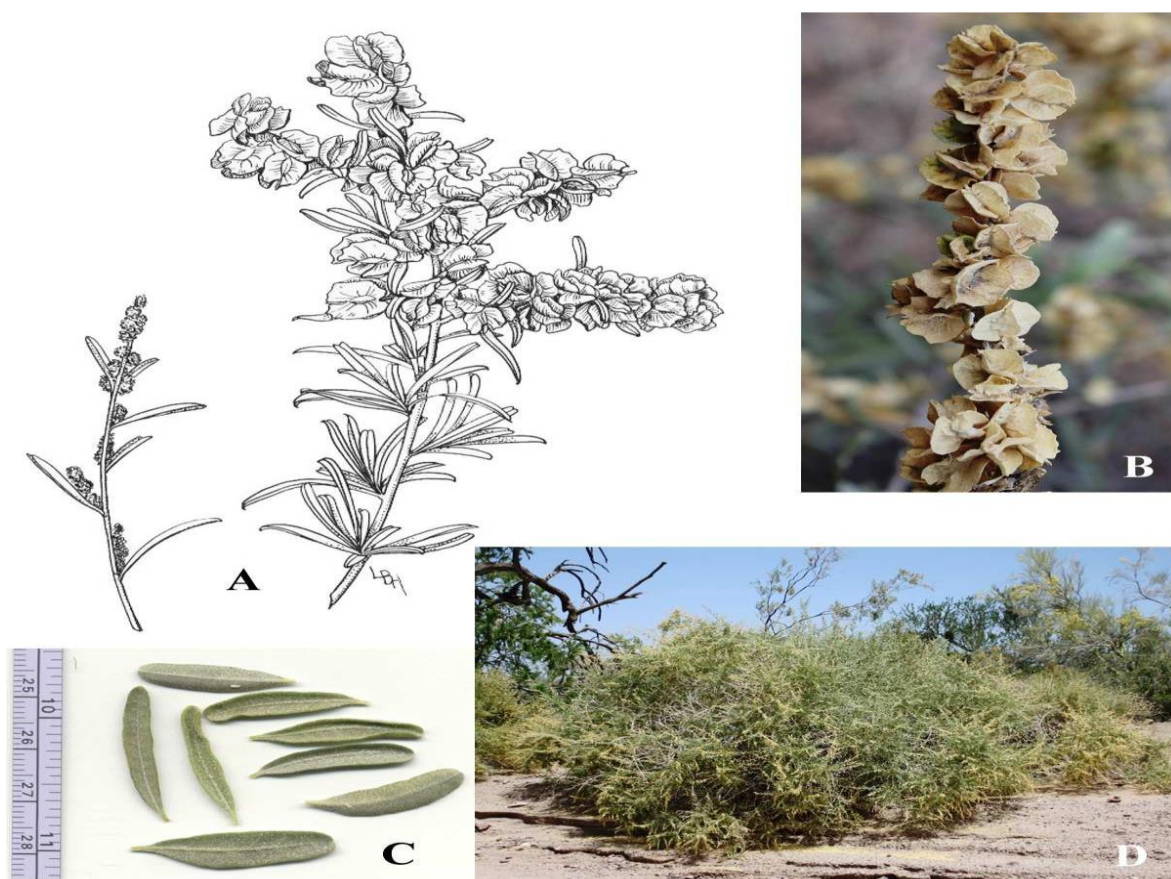


Figure 17 : A : Partie aérienne ; B : Fruits de l'*Atriplex canescens* ; C : Feuilles de l'*Atriplex canescens* ; D : Arbuste d'*Atriplex canescens* (Felger et al., 2014).

6.2.1. Origine

Espèce originaire du nord-ouest américain, on la trouve au Colorado, Utah, Wyoming, Nevada, New Mexico, Ouest du Texas et le Nord du Mexique (**Franclét et Le Houérou, 1971 ; Maalem, 2002**).

6.2.2. Caractéristiques morphologiques

Atriplex canescens est un arbuste buissonnant de 1 à 3 m de hauteur, formant une touffe pouvant atteindre 3 m de diamètre (**H.C.D.S, 1996**).

- Les tiges beaucoup plus embranchées sont vaillantes avec de l'écorce blanchâtre. Son système racinaire est constitué d'une racine pivotante et les petites racines nourricières latérales. Lorsque les sols le permettent, le pivot se prolonge souvent plus de 6 m (**Welsh et al., 1987**).
- Les feuilles sont courtement pétiolées ou subsessiles, plus ou moins longuement atténuées à la base, entières, alternes, linéaires-lancéolées, uninerviées, vert grisâtre et grise argentée à reflets dorés, de 3 à 5 cm de long sur 0.3 à 0.5 cm de large, accompagnées de feuilles axillaires plus petites (0.5 à 1.5 cm sur 0.1 à 0.3 cm) (**Welsh et al., 1987**).
- Les graines sont étroitement contenu dans les valves et mesurent environ 1 à 2 mm de diamètre (**Welsh et al., 1987**). *Atriplex canescens* est la seule espèce de ce genre dont le fruit possède 4 larges ailes (**Howard, 2003**).
- Les inflorescences dioïques en épis simples ou panicules sont au sommet des rameaux pour les fleurs mâles et axillaires ou en épis sub-terminaux pour les fleurs femelles (**Benrbiha, 1987**).

6.2.3. Intérêts des *Atriplex*

Les intérêts des *Atriplex* sont multiples, dont les plus importants sont :

6.2.3.1. Intérêt fourrager

C'est une source de minéraux, vitamines et protéines pour le bétail (**El-Shatnawi et Mohawesh, 2000**) ce qui permet de les utiliser comme une réserve fourragère en été et en automne, comblant la carence de fourrage qui se manifeste avant la croissance printanière des espèces fourragères herbacées (**Kessler, 1990**). Différentes observations expérimentales ont démontré que, grâce à cet arbuste, le bétail peut supporter de longues périodes de carence alimentaire dues à la sécheresse (**Le Houérou, 1980**). En effet une bonne formation

d'*Atriplex halimus* peut produire jusqu'à cinq tonnes par hectare de matière sèche et par an sur des sols dégradés ou salins inutilisables pour d'autres cultures (**Dutuit et al., 1991**).

6.2.3.2. Intérêts économique et agronomique

6.2.3.2.1. Mise en valeur des sols salés

Les plantations à *Atriplex* peuvent permettre la récupération des zones salées, l'*Atriplex halimus* est particulièrement résistante au NaCl. Sa croissance est stimulée en présence de NaCl à 150 mmoles (**Ben Ahmed et al., 1996**).

Ainsi, ils réduisent la salinité du sol (**Anderson, 1993**). Les *Atriplex* sont donc des cultures qui peuvent être utilisées dans les régions menacées par la salinité (**Francllet et Le Houérou, 1971**).

6.2.3.2.2. Lutte contre l'érosion

Ils participent à la reconstitution d'un tapis végétal qui joue un très grand rôle dans la lutte contre l'érosion éolienne par la fixation des particules du sol (**H.C.D.S, 1996**).

6.2.3.2.3. Fixation des dunes

Les *Atriplex* sont utilisés avec efficacité pour la fixation des dunes grâce à leur forme en touffe à cela s'ajoute leur pérennité (**Edmond, 1963**). Selon **Francllet et Le Houérou (1971)**, des boutures racinées d'*Atriplex nummularia* ont maîtrisé l'épandage des sables dans la région de Rekkada (Tunisie).

En Algérie des essais réalisés sur le cordon dunaire de la région de Djelfa, Boussaâda avec plusieurs espèces d'*Atriplex* semblent donner un résultat satisfaisant (**Benrebiha, 1987**).

6.2.3.2.4. Mise en valeur des sols pauvres

Les *Atriplex* sont les arbustes les mieux adaptées aux régions arides et aux sols pauvres. D'autre part, la couverture d'*Atriplex* accroît considérablement la perméabilité des sols et l'augmentation de drainage dans les horizons superficiels. Elle permet la reconstitution d'un tapis végétal herbacé (**Benrebiha, 1987**).

Les *Atriplex* permettent également de remettre en état de nombreux pâturages à flore et sols dégradés. En Algérie les essais réalisés dans les régions de Djelfa et Boussaâda avec plusieurs espèces d'*Atriplex* dans le cadre du « barrage vert » ont donné des résultats satisfaisants (**Benrebiha, 1987**).

6.2.3.3. Intérêt thérapeutique

Certaines espèces d'*Atriplex*, sont largement connues pour leur intérêt médicinal traditionnel, à savoir dans le traitement digestif, respiratoire, uro-génital, vasculaire, et possèdent des propriétés antihypercholestérolémiantes, antipyrétique, antirhumatismale

(DeFeo et Senatore, 1993) et antihyperglycémiant (De Feo et Senatore, 1993 ; kambouche *et al.*, 2011).

6.2.4. Utilisation de l'Atriplex en phytoremédiation

Certaines espèces à l'Atriplex accumulent du molybdène (Mo) (Stark et Redente, 1990 ; Voorhees *et al.*, 1991), et du sélénium (Se) en grandes quantités, dans ce dernier cas la plante pourrait être capable d'en assurer la volatilisation (Vickerman *et al.*, 2002).

Dans la majorité des cas, les espèces du genre Atriplex sont testées à des fins de phytostabilisation plutôt que dans un but de phytoextraction. C'est particulièrement le cas pour l'espèce américaine *Atriplex canescens*, qui permet d'assurer la stabilisation dans les horizons superficiels du sol d'éléments comme barium (Ba), chrome (Cr) et nickel (Ni) (McFarland *et al.*, 1994).

Les espèces de ce genre sont souvent utilisées dans la réhabilitation des sites dégradés, et peuvent être plantées pour stabiliser les sols et certains estiment qu'elles pourraient contribuer à la désalinisation des sols, dans les régions arides (Mc Kell, 1975). L'espèce est présente, à l'état spontané, sur d'anciens sites miniers contaminés par divers métaux lourds (Lutts *et al.*, 2004).

Des études récentes ont permis de souligner le caractère prometteur de l'espèce qui, soumise à une importante dose de cadmium (Cd) ou de zinc (Zn), est capable d'accumuler des quantités importantes de ces éléments sans présenter d'inhibition de croissance ou d'augmentation de la mortalité (Lutts *et al.*, 2004).

DEUXIEME PARTIE
MATERIEL ET METHODES

1. Matériels

1.1. Matériel végétal

Le matériel végétal ayant fait l'objet de la présente étude concerne les graines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt de la famille chénopodiacée. Il a été choisi en raison de son utilisation au laboratoire comme plante modèle pour ces capacités de résistance et d'adaptation aux stress abiotiques (Figure 18).

Les graines de l'*Atriplex canescens* proviennent de la région d'El Bayedh, elles ont été prélevées au mois de décembre (2015).



Figure 18: Graine de l'*Atriplex canescens* (pursh) Nutt (**Khedim, 2016**).

1.1.1. Préparation des graines

Les graines sont décortiquées manuellement, désinfectées à l'eau de javel pendant 5 minutes puis rincées abondamment à l'eau distillée pour éliminer toute trace de chlore, elles ont été séchées avant la mise en germination.

1.2. Matériel sol

1.2.1. Préparation du substrat

Le substrat utilisé est constitué d'un mélange de sable prélevé au bord de la mer (petite port) et du terreau commercial à des proportions respectives de (2V/V) (Figure 19).

Avant d'utiliser le sable, on passe par plusieurs opérations de préparation, en commençant par le tamisage pour éliminer les débris végétaux, animaux et toutes les pierres, ensuite, on a utilisé l'esprit de sel mélangé avec de l'eau pour le lavage, dans le but

d'éliminer le sel, et bien sûr on termine par le rinçage avec de l'eau distillée. A la fin, on le sèche à l'air libre.

Le sable est mélangé au terreau (2V/V) et mis dans des différents cylindres de 50 cm de hauteur et 20 cm de diamètre, ces cylindres sont tapissés au fond par du gravier pour assurer un bon drainage. La capacité de chaque cylindre est de 7000 g.



Tamissage



Lavage



Séchage

Figure 19: Préparation du substrat (Khedim, 2016).

1.2.2. Analyses physico-chimiques du sol

➤ Texture

La texture du sol est déterminée par la méthode de **Bouyoucos (1951)** (Figure 20) qui consiste à mesurer le pourcentage des particules du sable, limon et argile sont calculés par les formules suivantes :

$$\text{Argile + limon}\% = \frac{A}{\text{poids de sol (g)}} \times 100$$

$$\text{Argile \%} = \frac{B}{\text{poids de sol (g)}} \times 100$$

$$\text{Limon \%} = (\text{argile+limon}) - \text{argile}$$

$$\text{Sable \%} = 100 - (\text{argile+limon})$$

$$A = (\text{température} - 20\mu\text{m}) \times 0.36 + \text{lecture hydromètre (40 sec)}$$

$$B = (\text{température} - 20\mu\text{m}) \times 0.36 + \text{lecture hydromètre (120 min)}$$

$$\text{Température} = 18\text{C}^\circ$$

$$\text{Lecture hydromètre} = 40 \text{ sec} : 10.20 ; 120 \text{ min} : 10.05$$



Figure 20: Lecture hydromètre.

➤ **Potentiel d'hydrogène (pH) (rapport 1 :2.5 sol/eau)**

Le potentiel d'hydrogène (pH) est déterminé par la méthode de **Grewelling et Peech (1960)**. La détermination de pH se fait à l'aide d'un pH-mètre avec le rapport 1 :2.5 sol/eau de type HANNA instruments HI8314 (Figure 21).

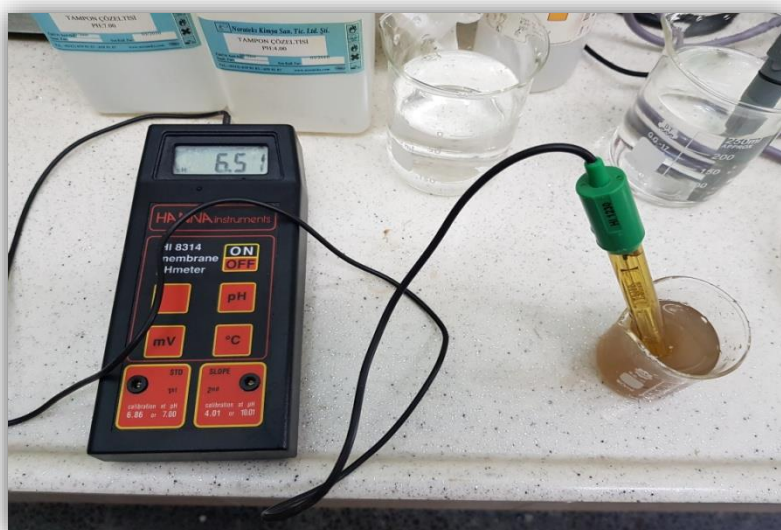


Figure 21: Mesure de pH du sol à l'aide de pH mètre de type HANNA instruments HI8314.

➤ **Conductivité électrique (CE) (rapport 1 :2.5 sol/eau)**

La conductivité électrique est déterminée par la méthode de **Rhodes (1993)**. La détermination de la conductivité électrique se fait à l'aide d'un conductimètre avec le rapport 1 :2.5 sol/eau de type HANNA instruments HI8633. Les valeurs sont comparées à une échelle de salinité (**Maillard, 2001**) (Figure 22).

Tableau 10 : Classe de la salinité des sols (**Maillard, 2001**).

Classe	Conductivité de l'extrait de sol saturé (dS/m)
Non salins	0 - 2
Légèrement salins	2 - 4
Modérément salins	4 - 8
Fortement salins	8 - 16
Très fortement salins	> 16

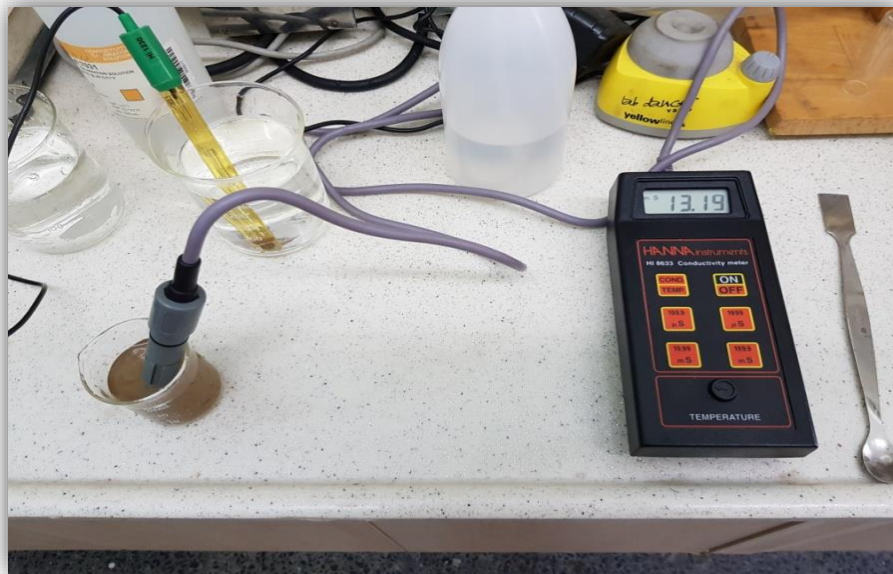


Figure 22: Mesure de la conductivité électrique à l'aide d'un conductimètre de type HANNA instruments HI8633.

➤ **Détermination de la teneur en carbonate (CaCO_3)**

La teneur en carbonate est déterminée par la méthode de **Woodward (1961)** par le calcimètre Bernard (Figure 23). Le principe est basé sur le volume de gaz carbonique dégagé lors de l'attaque d'un échantillon de sols par l'acide chlorhydrique dilué dans une enceinte fermée. La teneur en carbonate est calculée par la formule suivante :

$$\text{CaCO}_3 = \frac{V_0 \times 0.4464}{\text{masse d'échantillons (g)}}$$

$$V_0 = \frac{Vt(b-e) \times 273}{760 \times (273+t)}$$

b : pression barométrique corrigée selon la température (764.31 mmHg)

e : pression de vapeur d'eau dans la température mesurée (16.27 mmHg)

t : la température mesurée (18.8°C)

vt : volume de CO₂ de l'échantillon de sol dans calcimètre (20 cm³)



Figure 23 : Calcimètre de Bernard.

➤ **Capacité d'échange cationique**

La capacité d'échange cationique a été déterminé par la méthode de **Chapman (1966)**.

➤ **Dosage de la teneur totale des métaux lourds (Cu et Zn) dans le sol**

La teneur en métaux lourds dans le sol est déterminée par ICP-MS selon la procédure analytique (**norme internationale ISO 11466, 1995**).

1.3. Germination

L'essai a été réalisé dans une serre en verre au sein de l'atelier agricole situé entre la commune de Mostaganem au Nord, Mazagran à l'ouest, Hassi Mameche au Sud et Douar djedid à l'Est, entre 35°35'35" de l'altitude et 0°,4',44" de longitude (Toudert, 1991). Les graines sont semées dans des alvéoles afin d'obtenir des plantules (Figure 24). Chaque alvéole contient une graine. Ces graines sont irriguées à l'eau distillée une fois tous les deux jours.

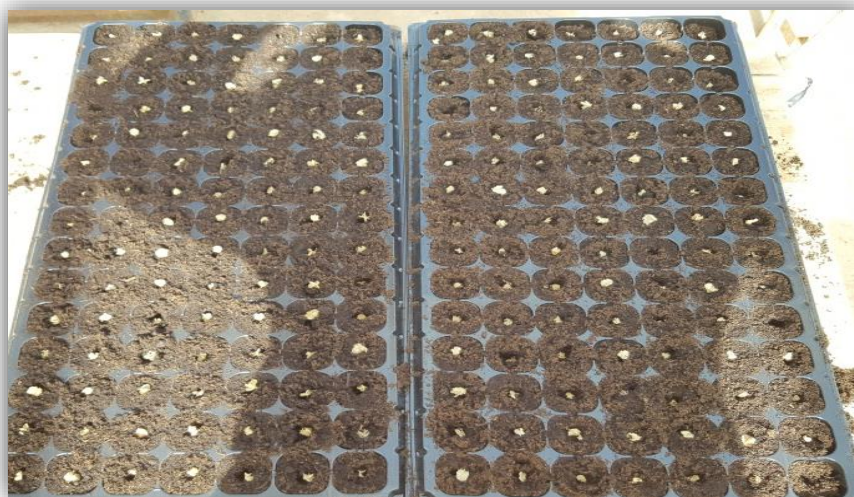


Figure 24: Semis des graines d'*Atriplex canescens* dans les alvéoles (Khedim, 2016).

1.4. Repiquage

Après un mois de germination, les plantules ayant entre 15 à 20 mm de longueur ont été repiquées dans des cylindres (Figure 25, 26). Elles sont ensuite mises en culture pendant 60 jours dans les mêmes conditions que pour la germination.



Figure 25: *Atriplex canescens* après un mois de germination (Khedim, 2016).



Figure 26: Des plantules repiquées dans des cylindres (Khedim, 2016).

1.5. Capacité de rétention de l'eau

La capacité de rétention est déterminé par la différence entre la quantité d'eau apportées avant l'arrosage et celle récupéré après 24h de décantation. La capacité de rétention est de 1596 ml.

1.6. L'arrosage

L'arrosage est effectué trois fois par semaine par l'eau distillée ; substituée une fois sur trois par une solution nutritive de **Hoagland (1938)** jusqu'à l'obtention d'un matériel végétal suffisant pour les analyses (Tableau 11).

Tableau 11 : Composition de la solution nutritive de Hoagland (1938).

Solution mère	Poids g/l
Macro-éléments	
KNO₃	191.90
(NO₃)Ca, 4H₂O	129.80
NO₃ NH₄	210.00
S₀₄ Mg, 7H₂O	61.50
PO₄ H₂K	54.40
P₀₄K₂H, 3H₂O	34.23
Oligo-éléments	
Cl₂Mn, 4H₂O	1.80
CuSO₄, 5H₂O	0.176
ZnSO₄, 7H₂O	0.219
BO₃H₃	2.861
M₀₇₀₂₄(NH₄), 7H₂O	0.285
C₁₀H₁₂FeNaOs	0.05

1.7. Application du stress

Le stress métallique a été appliqué à la plante après 60 jours de la culture pendant deux semaines. Cinq doses métalliques (0, 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm) ont été choisis pour les métaux Zn, Pb et Cd, par contre les doses métalliques de 0, 2000, 2500, 3000 et 3500 ppm ont été appliquées pour le cuivre avec de trois répétitions pour l'ensemble des doses métalliques appliquées.

➤ Dispositif expérimental

Pour l'installation de l'expérience dans la serre, on a choisi d'installer les plantes en randomisation totale répartie en 4 blocs, chaque bloc pour un métal avec cinq doses, chaque dose comporte trois répétitions (Tableau 12).

Tableau 12: Dispositif expérimental.

Métaux lourds	Doses des métaux lourds	Nombre total des cylindres
Zn	0 ppm	3 cylindres
	2500 ppm	3 cylindres
	5000 ppm	3 cylindres
	7500 ppm	3 cylindres
	10000 ppm	3 cylindres
Pb	0 ppm	3 cylindres
	2500 ppm	3 cylindres
	5000 ppm	3 cylindres
	7500 ppm	3 cylindres
	10000 ppm	3 cylindres
Cd	0 ppm	3 cylindres
	2500 ppm	3 cylindres
	5000 ppm	3 cylindres
	7500 ppm	3 cylindres
	10000 ppm	3 cylindres
Cu	0 ppm	3 cylindres
	2000 ppm	3 cylindres
	2500 ppm	3 cylindres
	3000 ppm	3 cylindres
	3500 ppm	3 cylindres
Total = 60 cylindres		

2. Méthodes

2.1. Prélèvement et préparation du matériel végétal pour les analyses

Après deux semaines de l'application du stress, les plantes de l'Atriplex sont prélevées. Les feuilles et les racines sont séparées.

Les feuilles sont prélevées en prenant le soin de les mettre dans des sachets de papier kraft de manière à les protéger de la lumière.

Les racines ont été rincées soigneusement à l'eau du robinet pour éliminer toute trace du substrat. Chaque organe a été enveloppé dans du papier aluminium et amené au laboratoire de biodiversité et conservation des eaux et des sols du département de biologie.

2.2. Paramètres étudiés

2.2.1. Paramètres morphologiques

2.2.1.1. Surface foliaire

La surface foliaire (SF) est déterminée selon la formule décrite par **Bezzala (2005)**.

$$SF = (\pi \times a \times b)/4$$

SF : Surface foliaire en (cm²).

a : La longueur de limbe en (cm).

b : La largeur de limbe en (cm).

2.2.1.2. Croissance en longueur des tiges et racines de la plante

La croissance en longueur de la partie aérienne et racinaire de la plante a été mesurée après l'application du stress métallique. La hauteur des tiges et la longueur racinaires ont mesurées en centimètres (cm).

2.2.1.3. Croissance pondérale de la partie aérienne et racinaire

a) Poids sec des parties aériennes et racinaires

Le poids sec des parties aériennes et racinaires exprimée en gramme a été effectué par pesée de la matière sèche après étuvage à 80°C de la matière fraîche pendant 48h.

2.2.2. Paramètres physiologiques et biochimiques

2.2.2.1. Dosage de la chlorophylle

L'extraction de la chlorophylle **a** et **b** est réalisé selon la méthode de **Lichtenthaler (1987)** et **Shabala et al. (1998)**.

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.

Les teneurs des chlorophylles **a**, **b** et **totales** sont calculées par les formules suivantes :

$$\text{Chlo a} = 9.784 \times \text{Do (662)} - 0.99 \times \text{Do (664)}$$

$$\text{Chlo b} = 21.42 \times \text{Do (664)} - 4.65 \times \text{Do (662)}$$

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

2.2.2.2. Dosage des sucres solubles totaux

Les sucres solubles totaux sont dosés par la méthode de **Dubois *et al.* (1956)**.

La densité optique est lue à une longueur d'onde de 585 nm. Les valeurs obtenues sont converties en teneur de sucres solubles à partir de la courbe d'étalonnage.

2.2.2.3. Dosage de la proline

La méthode utilisée pour doser la proline est celle de **Bates *et al.* (1973)**.

On détermine la densité optique à 520 nm. Les valeurs obtenues sont converties en teneur de proline à partir de la courbe d'étalonnage.

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

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

P_F : poids frais (g)

P_s : poids sec (g)

P_{PT} : poids de pleine turgescence (g)

2.2.2.5. Dosage des protéines totales

La technique utilisée pour le dosage des protéines totales est celle de **Bradford (1976)** qui utilise le BSA (le sérum d'albumine de bovin) comme standard.

Le dosage se fait au spectrophotomètre à la longueur d'onde 595 nm.

2.2.2.6. Dosage des polyphénols Totaux

La teneur en polyphénols totaux est déterminée par la méthode du réactif de Folin – Cicalteu (Singleton et Rossi, 1965) par la mesure de l'absorbance à 760 nm.

La concentration des polyphénols totaux est calculée à partir de l'équation de régression de la gamme d'étalonnage établie avec l'acide gallique et elle est exprimée en milligramme d'équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait (mg EAG/g d'extrait).

2.2.2.7. Dosage des flavonoïdes

La détermination de la teneur en flavonoïdes est effectuée par la méthode de trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) (Bahorun *et al.*, 1996). L'absorbance est lue à 415 nm.

La concentration des flavonoïdes est déduite à partir d'une gamme d'étalonnage établie avec la quercétine et est exprimée en milligramme d'équivalent de quercétine par gramme d'extrait (mg EQ/g d'extrait).

2.2.3. Dosage de la teneur totale des métaux lourds (Cu, Zn, Pb et Cd) dans la plante (feuilles et racines)

La teneur en métaux lourds dans la plante est déterminée par ICP-MS selon la procédure analytique (norme internationale ISO 11466, 1995).

2.2.4. Evaluation de la mobilité et de la biodisponibilité des métaux

2.2.4.1. Protocole d'extractions séquentielles de Tessier *et al.* (1979)

La procédure de Tessier *et al.* (1979) est l'une des procédures d'extractions séquentielles couramment utilisée pour l'analyse des éléments traces à comportement cationique présents dans les sols. A partir de cinq extractions successives, cette procédure permet de distinguer quatre fractions (ou compartiments) plus une résiduelle :

On a choisi deux fractions :

- **la fraction échangeable (F1)** : Elle regroupe les métaux adsorbés non spécifiquement et facilement mobilisables par échange d'ions. Le réactif utilisé pour extraire les métaux de cette phase sont des sels neutres tels que le chlorure de magnésium. Cette fraction est potentiellement la plus mobile et disponible.

- **la fraction organique ou fraction oxydable (F4)** : Les métaux peuvent s'associer à différentes formes de matières organiques : organismes vivants, détritiques, pellicules organiques à la surface des particules.... Sous des conditions oxydantes ou en présence de microorganismes, la matière organique peut se dégrader et libérer les métaux piégés. On accède généralement à cette fraction à l'aide d'eau oxygénée.

Le schéma d'extraction retenu dans le cadre de notre étude est celui proposé par **Tessier *et al.* (1979)** (Tableau 13).

Tableau 13 : Protocole d'extraction séquentielle, selon **Tessier *et al.* (1979)**, pour 5 g d'échantillon.

Fractions extraits	Réactifs	Mode opératoire (Volume, Durée, Température)
F1 : Fraction échangeable	MgCl ₂ (1 M), pH = 7	40 ml MgCl ₂ , 1 h agitation continue, 3000 rpm/10mn centrifugeuses, température ambiante (25C°)
F4 : Fraction oxydable	HNO ₃ (0,02 M) / H ₂ O ₂ (30 %, pH = 2 avec HNO ₃)	10 ml HNO ₃ + 15 ml H ₂ O ₂ , 3 h agitation intermittente, étuve à 85°C
	CH ₃ COONH ₄ (2 M) dans 20 % HNO ₃	10 ml (HNO ₃ + CH ₃ COONH ₄) + eau distillée pour volume final de 50 ml, 30 mn agitation continue, 3000 rpm/10mn centrifugeuses, température ambiante (25C°)

Après chaque extraction les culots de centrifugation sont lavés avec 10 ml d'eau distillée, et les eaux de rinçages sont ajoutées au surnageant pour analyse des teneurs en éléments dans chaque phase.

Analyses statistiques

Les résultats obtenus sont traités statistiquement à l'aide du logiciel Statbox. Version 6.4, d'une analyse de la variance faisant appel au test de Newman-Keuls (P = 5%).

TROISIEME PARTIE
RESULTATS ET DISCUSSION

1. Résultats

1.1. Echantillonnage du sol

1.1.1. Analyses physico-chimiques du sol

Tableau 14 : Analyses physico-chimiques du sol.

paramètres analysés		Résultats
Texture (%)	Argile	14.68
	Limon	0.21
	Sable	85.32
	Sable limoneux	
pH		6.51
EC(dS/m)		13.13
Calcaire totale (%)		18.73
CEC (meq/100g)		35.87
Les métaux lourds (ppm)	Cu	2.42
	Zn	16.21

D'après les résultats indiqués dans le tableau 14, il ressort que le sol étudié est de texture sable limoneux, à pH légèrement acide.

La conductivité électrique (CE) est un paramètre important qui permet aussi de détecter la salinité d'un sol ; la valeur enregistrée est égale à 13.13 dS/m. Par ailleurs, si l'on se réfère à l'échelle de salinité (Maillard, 2001), on constate que le sol étudié est situé dans la fourchette comprise entre 8 à 16 dS/m qui indiquent que les échantillons analysés sont très salins.

Le sol utilisé a une teneur élevée en CaCO_3 et possède une capacité d'échange cationique très élevée. Cependant, les teneurs du sol en Cu et Zn sont (2.42 et 16.21 ppm respectivement).

1.2. Paramètres morphologiques

1.2.1. Surface foliaire

1.2.1.1. Effet de cuivre sur la surface foliaire chez l'*Atriplex canescens*

Les résultats obtenus montrent une diminution importante de la surface foliaire des plantes stressées par le cuivre à différentes concentrations (2000, 2500, 3000 et 3500 ppm) par rapport à la plante témoin (Figure 27).

Les valeurs moyennes de la surface foliaire mesurées pour les plantes stressées au cuivre varient de 8.42 cm² pour la dose 2000 ppm de Cu à 4.68 cm² pour la dose 3500 ppm de Cu) (Tableau 15).

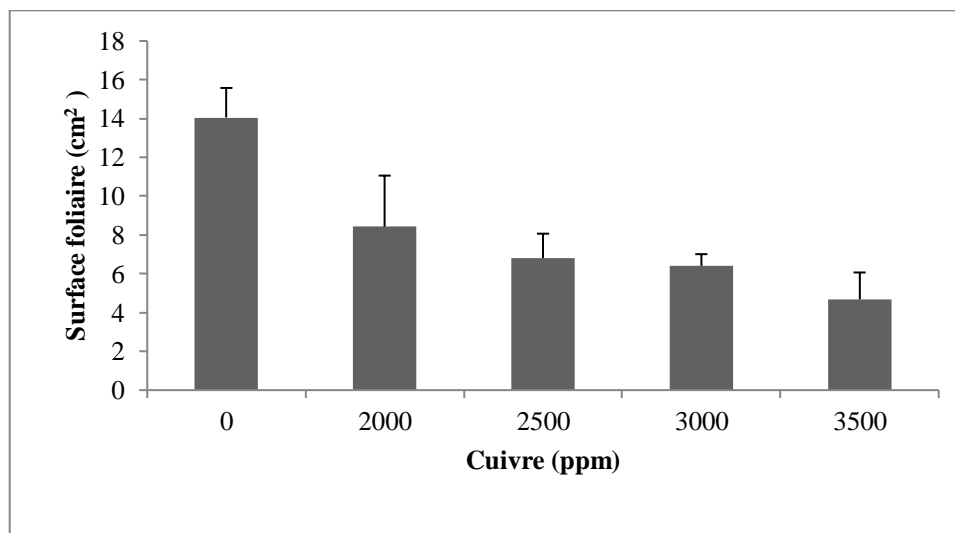


Figure 27 : Effet du cuivre sur la surface foliaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

Tableau 15 : Analyse statistique de la surface foliaire (cm²) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de cuivre.

	Surface foliaire (cm ²)
Témoin	14.05±1.52
2000 ppm	8.42±2.63
2500 ppm	6.80±1.26
3000 ppm	6.41±0.6
3500 ppm	4.68±1.38

L'analyse de la variance représente un effet significatif de la surface foliaire par rapport aux plantes témoins dans l'ensemble des traitements métalliques de cuivre.

1.2.1.2. Effet de zinc sur la surface foliaire chez l'*Atriplex canescens*

Les valeurs moyennes de la surface foliaire mesurées chez les plantes stressées par le zinc, montrent une diminution comparativement à la plante témoin (Figure 28).

L'application de zinc aux doses 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm entraîne une diminution de la surface foliaire (12.57, 9.88, 10.59 et 9.21 cm²) successivement, par rapport à la plante témoin (14.05 cm²) (Tableau 16).

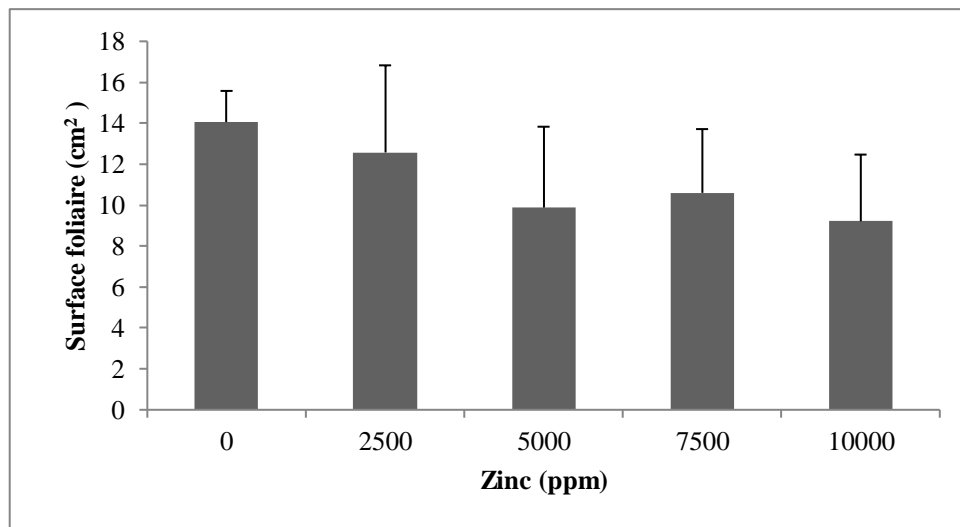


Figure 28 : Effet du zinc sur la surface foliaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

Tableau 16 : Analyse statistique de la surface foliaire (cm²) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de zinc.

	Surface foliaire (cm ²)
Témoin	14.05±1.52
2500 ppm	12.57±4.25
5000 ppm	9.88±3.94
7500 ppm	10.59±3.11
10000 ppm	9.21±3.25

L'analyse statistique révèle un effet non significatif du zinc sur la surface foliaire des plantes stressées.

1.2.1.3. Effet de plomb sur la surface foliaire chez l'*Atriplex canescens*

On note une diminution importante de la surface foliaire des plantes soumises au stress par le plomb par rapport à la plante témoin (Figure 29).

La valeur moyenne de la surface foliaire la plus basse (3.95 cm²) est obtenue pour la dose de 7500 ppm de Pb, les valeurs moyennes de la surface foliaire (7.45, 6.28 et 5.28 cm²) sont obtenues pour des traitements de 2500, 5000 et 10000 ppm de plomb respectivement (Tableau 17).

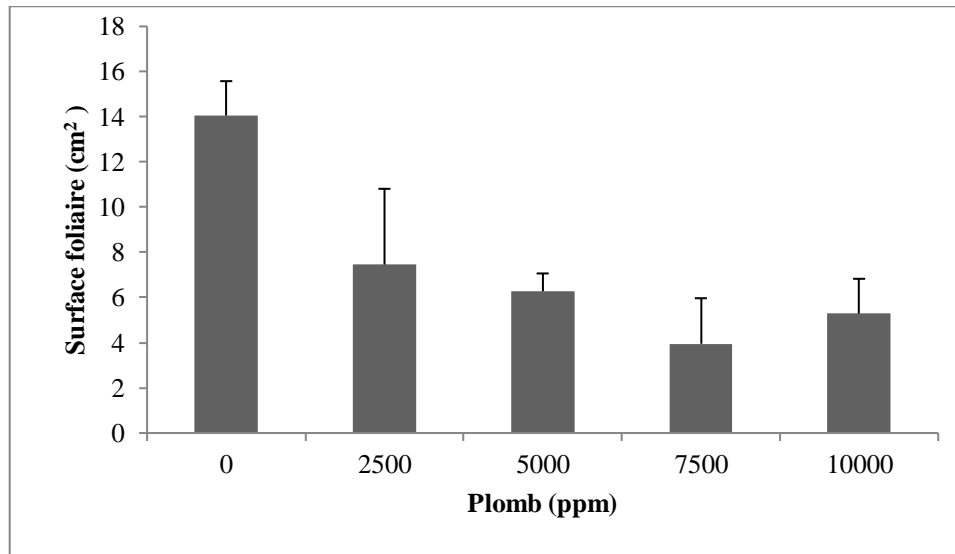


Figure 29 : Effet du plomb sur la surface foliaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

Tableau 17 : Analyse statistique de la surface foliaire (cm²) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de plomb.

	Surface foliaire (cm ²)
Témoin	14.05±1.52
2500 ppm	7.45±3.35
5000 ppm	6.28±0.78
7500 ppm	3.95±2.01
10000 ppm	5.28±1.54

L'analyse de la variance représente un effet hautement significatif de l'effet du plomb sur la surface foliaire des plantes stressées par rapport aux plantes témoins.

1.2.1.4. Effet de cadmium sur la surface foliaire chez l'*Atriplex canescens*

Les résultats de la figure 30 montrent que la surface foliaire de l'*Atriplex canescens* diminue proportionnellement avec l'augmentation de la concentration de cadmium.

Les valeurs moyennes de la surface foliaire mesurées pour les plantes stressées au cadmium varient de 12.66 cm² pour la dose de 2500 ppm de Cd à 5.43 cm² pour la dose de 10000 ppm de Cd (Tableau 18).

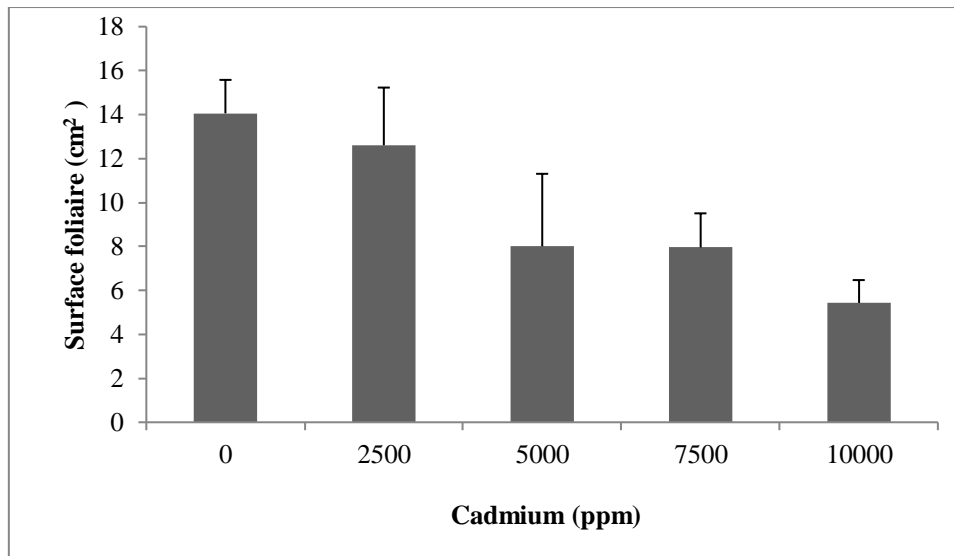


Figure 30 : Effet du cadmium sur la surface foliaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

Tableau 18 : Analyse statistique de la surface foliaire (cm²) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de cadmium.

	Surface foliaire (cm ²)
Témoin	14.05±1.52
2500 ppm	12.60±2.62
5000 ppm	8.00±3.29
7500 ppm	7.95±1.55
10000 ppm	5.43 ±1.04

L'analyse statistique montre un effet hautement significatif du cadmium sur la surface foliaire des plantes (2500, 5000, 7500 et 10000 ppm) par rapport aux plantes témoins.

1.2.2. Croissance en longueur des tiges et racines de la plante

1.2.2.1. Effet de cuivre sur la longueur des tiges et racines chez l'*Atriplex canescens*

Les valeurs moyennes de la longueur des tiges et racines mesurées chez les plantes stressées par le cuivre, montrent une grande diminution par rapport à la plante témoin (Figure 31).

L'application de cuivre aux doses 2000, 2500, 3000 et 3500 ppm entraîne une diminution de la croissance en longueur des tiges (72, 88.33, 73.33 et 63.33 cm) successivement, par rapport à la plante témoin (104.33 cm). La longueur moyenne des tiges est plus importante comparativement à celle des racines de la plante. Par contre la longueur obtenue pour les racines des plantes traitées à 2000 ppm de cuivre augmente légèrement à 44.66 cm comparativement à celle des racines des plantes témoins (41.83 cm). L'enrichissement des solutions à 2500, 3000 et 3500 ppm de cuivre provoque une diminution de la longueur des racines (38.33, 40 et 23.33 cm respectivement) (Tableau 19).

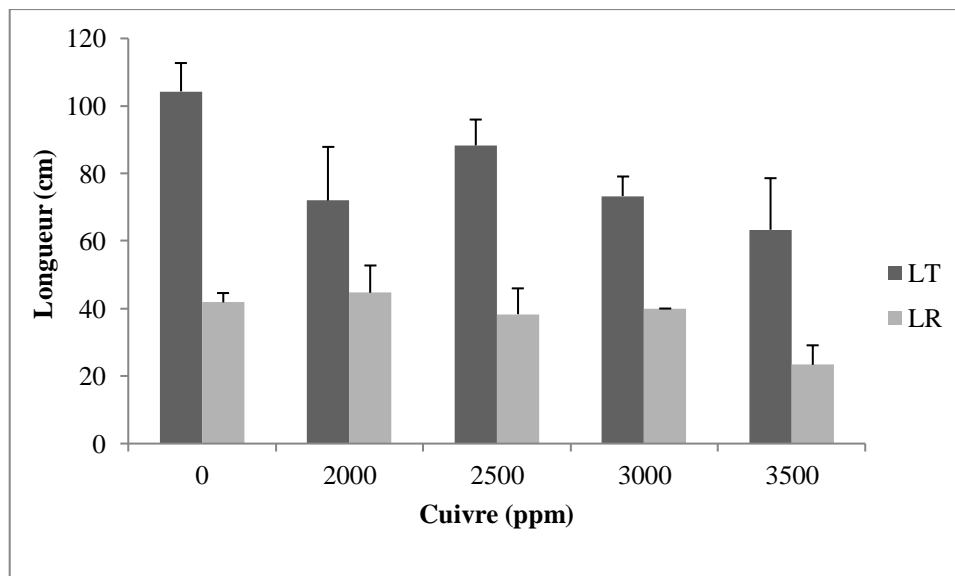


Figure 31: Effet de cuivre sur la longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

Tableau 19: Analyse statistique de la longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (cm) sous l'effet de cuivre.

	Longueur des tiges	Longueur des racines
Témoin	104.3± 8.38	41.83± 2.75
2000 ppm	72±15.87	44.66±8.08
2500 ppm	88.33±7.63	38.33 ± 7.63
3000 ppm	73.33± 5.77	40±0
3500 ppm	63.33±15.27	23.33 ±5.77

L'analyse statistique montre un effet hautement significatif ($P = 0.00$) du cuivre sur la longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens*.

1.2.2.2. Effet de zinc sur la longueur des tiges et racines chez l'*Atriplex canescens*

La longueur des tiges de l'*Atriplex canescens* est largement supérieure à celle de la longueur des racines. On enregistre pour les plantes stressées la longueur des tiges varie entre 90.83 cm à la dose 2500 ppm de Zn et 50.66 cm à la dose 10000 ppm de Zn (Figure 32).

Les valeurs obtenues pour la longueur des racines des plantes traitées à 7500 ppm de zinc augmentent légèrement à 43.76 cm comparativement à celle des plantes témoins (41.83 cm). L'enrichissement des solutions à 2500, 5000 et 10000 ppm de zinc provoque une diminution plus importante (35.66, 41 et 15.66 cm respectivement) par rapport au témoin (Tableau 20).

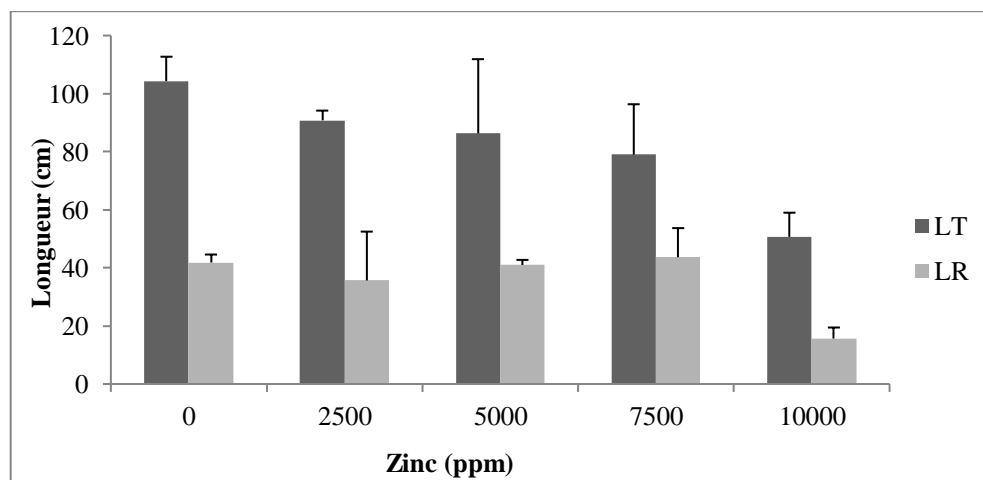


Figure 32 : Effet de zinc sur la longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

Tableau 20 : Analyse statistique de la longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (cm) sous l'effet de zinc.

	Longueur des tiges	Longueur des racines
Témoin	104.3±8.38	41.83±2.75
2500ppm	90.83±3.32	35.66±16.81
5000 ppm	79±17.39	41±1.73
7500 ppm	54.33±25.02	43.67±10.07
10000 ppm	50.66±8.32	15.66±3.78

L'analyse statistique à l'aide de test de Newman-keuls montre un effet hautement significatif du Zn sur la longueur des tiges et racines chez l'*Atriplex canescens*.

1.2.2.3. Effet de plomb sur la longueur des tiges et racines chez l'*Atriplex canescens*

Les résultats obtenus montrent une diminution importante de la longueur des tiges des plantes stressées par le plomb à différentes concentrations (2500, 5000, 7500 et 10000 ppm) par rapport à la plante témoin (Figure 33). La longueur moyenne des racines de la plante est moins importante comparativement à celle des tiges. La longueur des tiges de la plante stressée au plomb varie de 66.67 cm pour la dose de 2500 ppm de Pb à 54.33 cm pour la dose de 7500 ppm de Pb (Tableau 21). Par contre la longueur obtenue pour les racines des plantes traitées à 2500 et 5000 ppm de plomb augmente légèrement à 47.33 et 43 cm respectivement comparativement à celle des plantes témoins (41.83 cm). L'enrichissement des solutions à 7500 et 10000 ppm de plomb provoque une diminution de la longueur des racines de la plante (27.33 et 22.33 cm respectivement).

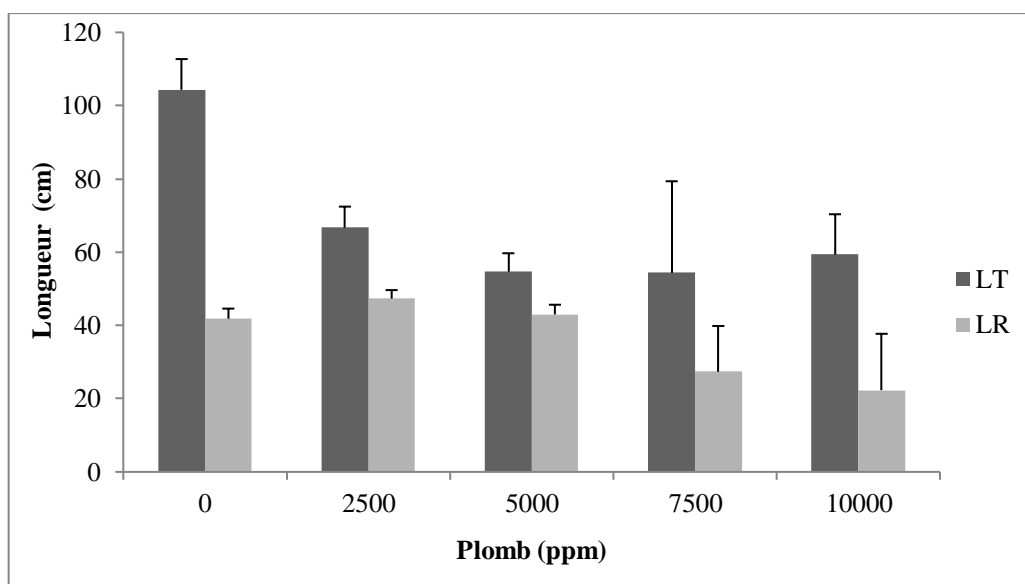


Figure 33: Effet de plomb sur la longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

Tableau 21: Analyse statistique de la longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (cm) sous l'effet de plomb.

	Longueur des tiges	Longueur des racines
Témoin	104.3± 8.38	41.83± 2.75
2500 ppm	66.67±5.77	47.33±2.30
5000 ppm	54.66±5.03	43± 2.64
7500 ppm	54.33± 25.02	27.33±12.50
10000 ppm	59.33±11.01	22.33±15.37

L'analyse de la variance montre un effet hautement significatif du plomb sur la longueur des tiges par rapport au témoin. Par contre elle est significative chez des racines de la plante.

1.2.2.4. Effet de cadmium sur la longueur des tiges et racines chez l'*Atriplex canescens*

La longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens* diminue proportionnellement avec l'augmentation de la concentration de cadmium (Figure 34). La longueur moyenne des tiges de la plante varie entre 86.33 cm à la dose de 2500 ppm de Cd et 55.33 cm à la dose de 10000 ppm de Cd. Par contre (37 cm à la dose 2500 ppm de Cd et 18 cm à la dose 10000 ppm de Cd) pour la longueur des racines de la plante (Tableau 22).

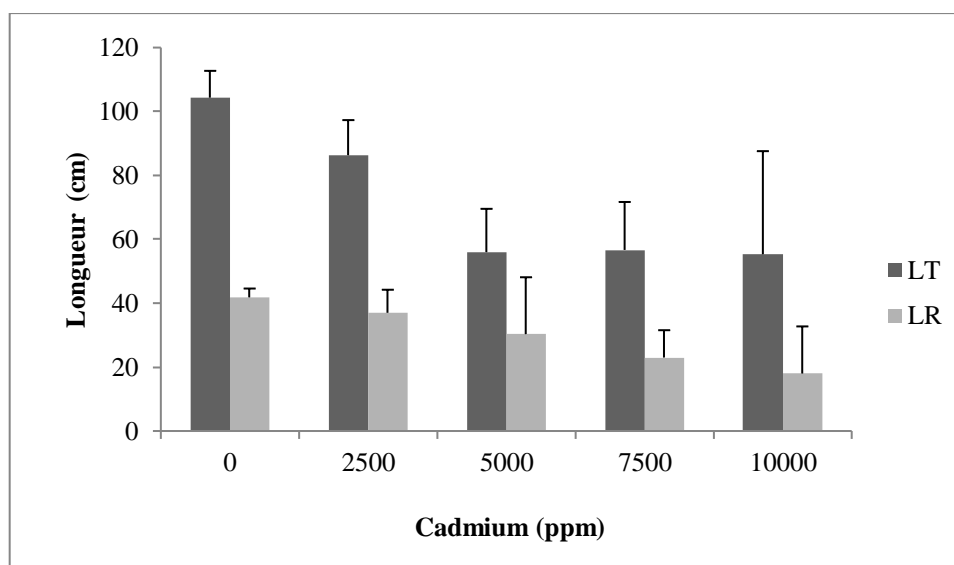


Figure 34 : Effet de cadmium sur la longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

Tableau 22: Analyse statistique de la longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (cm) sous l'effet de cadmium.

	Longueur des tiges	Longueur des racines
Témoin	104.3± 8.38	41.83±2.75
2500 ppm	86.33±10.9	37±7.21
5000 ppm	56±13.52	30.33±17.78
7500 ppm	56.66±15.01	23±8.54
10000 ppm	55.33±32.25	18±14.73

L'analyse de la variance montre un effet significatif du cadmium sur la longueur des tiges et non significatif sur la longueur des racines de la plante.

1.2.3. Croissance pondérale de la partie aérienne et racinaire de la plante

1.2.3.1. Matière fraîche de la partie aérienne et racinaire de la plante

1.2.3.1.1. Effet de cuivre sur la matière fraîche aérienne et racinaire chez l'*Atriplex canescens*

Les résultats obtenus montrent une diminution importante de poids frais de la partie aérienne et racinaire des plantes soumises au stress par le cuivre par rapport à la plante témoin (Figure 35).

La production de la matière fraîche aérienne des plantes stressées au cuivre diminue proportionnellement avec les doses appliquées. Les parties aériennes présentent le poids le plus élevé de matière fraîche comparativement aux racines de la plante. Le poids frais des parties aériennes de la plante stressée au cuivre varie de 66.66 g pour la dose de 2000 ppm de Cu à 36.13 g pour la dose de 3500 ppm de Cu (Tableau 23). Par contre le poids frais obtenu pour les racines des plantes traitées à 2000 et 2500 ppm de cuivre diminue légèrement à 3.6 et 3.5 g respectivement comparativement à celui des racines des plantes témoins (3.73 g). L'enrichissement des solutions à 3000 et 3500 ppm de cuivre provoque une diminution de la production de la matière fraîche (1.13 et 0.8 g respectivement).

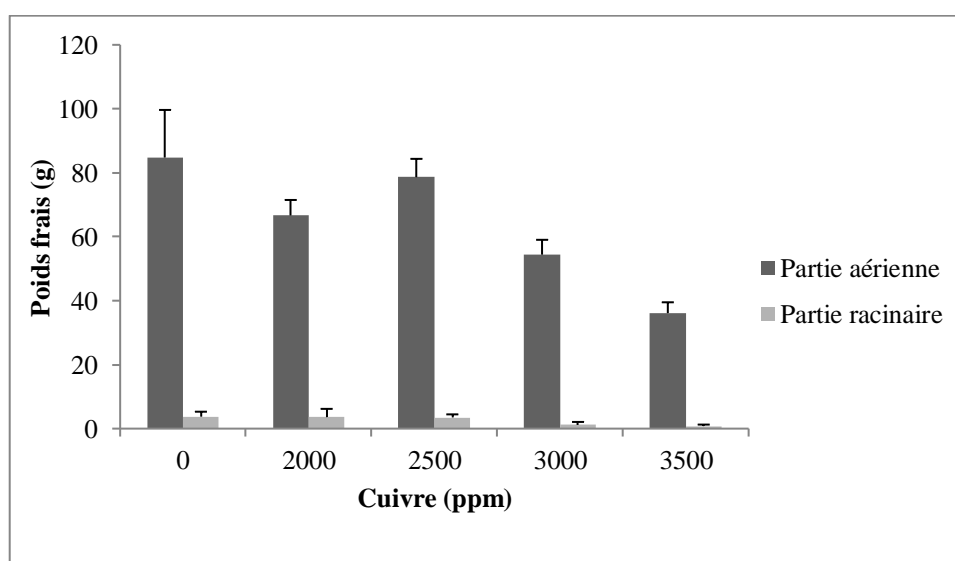


Figure 35 : Poids frais de la partie aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cuivre.

Tableau 23: Analyse statistique de la matière fraîche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de cuivre.

	Matière fraîche aérienne	Matière fraîche racinaire
Témoin	84.76±14.87	3.73±1.55
2000 ppm	66.66±4.82	3.6±2.57
2500 ppm	78.63±5.71	3.5± 0.95
3000 ppm	54.4± 4.63	1.13±0.94
3500 ppm	36.13±3.36	0.8±0.45

L'analyse statistique montre que la production de la matière fraîche sous l'effet du cuivre est hautement significative dans les parties aériennes, par contre elle est non significative dans les parties racinaires de la plante.

1.2.3.1.2. Effet de zinc sur la matière fraîche aérienne et racinaire chez l'*Atriplex canescens*

Les résultats montrent que le poids frais de la partie aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* diminue proportionnellement avec l'augmentation de la concentration de zinc (Figure 36).

Dans les parties aériennes de la plante, le poids le plus élevé de la matière fraîche (84.76 g) est obtenu pour le témoin, le poids de la matière fraîche aérienne (64.96, 53.8, 63.13 et 27.6 g) est obtenu pour des traitements de 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de zinc respectivement. Par contre dans les parties souterraines, les plantes stressées à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de zinc enregistrent des valeurs un peu voisines qui sont respectivement 2.73, 1.4, 1.46 et 0.86 g (Tableau 24).

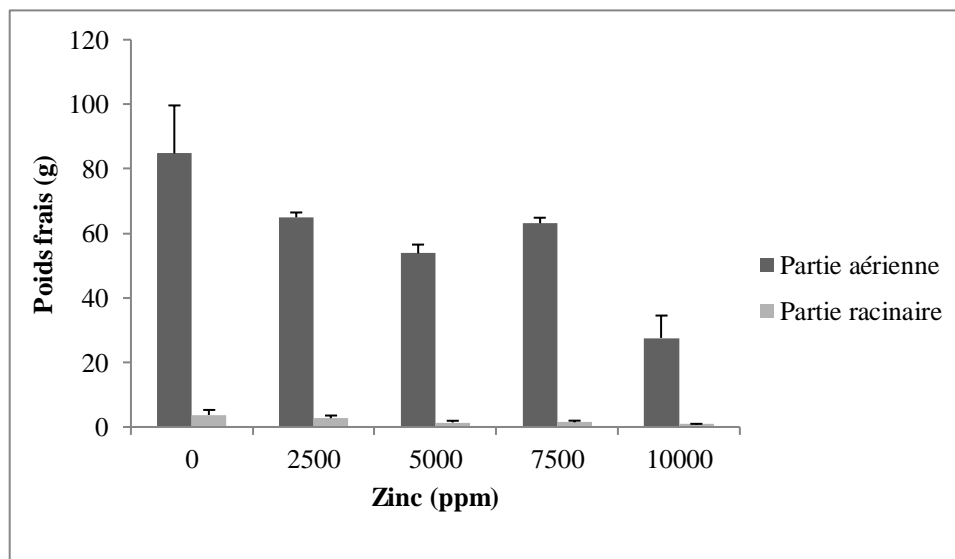


Figure 36 : Poids frais de la partie aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au zinc.

Tableau 24: Analyse statistique de la matière fraîche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de zinc.

	Matière fraîche aérienne	Matière fraîche racinaire
Témoin	84.76±14.87	3.73±1.55
2500 ppm	64.96±1.50	2.73±0.81
5000 ppm	53.8±2.72	1.4±0.52
7500 ppm	63.13±1.71	1.46±0.49
10000 ppm	27.6±6.92	0.86±0.11

L'analyse de la variance révèle une différence très hautement significative pour la matière fraîche aérienne des plantes stressées par rapport à la matière fraîche aérienne des plantes témoins. On note par contre une différence significative de la production de la matière fraîche racinaire chez les plantes stressées par rapport aux plantes témoins.

1.2.3.1.3. Effet de plomb sur la matière fraîche aérienne et racinaire chez l'*Atriplex canescens*

Le poids frais de la partie aérienne de la plante est largement supérieur à celui de la partie racinaire (Figure 37). La production de la matière fraîche aérienne des plantes stressées varie entre 59.3 g à la dose 2500 ppm de Pb et 27.63 g à la dose 10000 ppm de Pb.

Les valeurs obtenues pour le poids frais de la partie racinaire des plantes traitées à 2500 ppm de plomb diminuent légèrement à 2.66 g comparativement à celle des plantes témoins (3.73 g) (Tableau 25). L'enrichissement des solutions à 5000, 7500 et 10000 ppm de plomb provoque une diminution plus importante (1.53, 1.43 et 1.1 g de la matière fraîche racinaire respectivement).

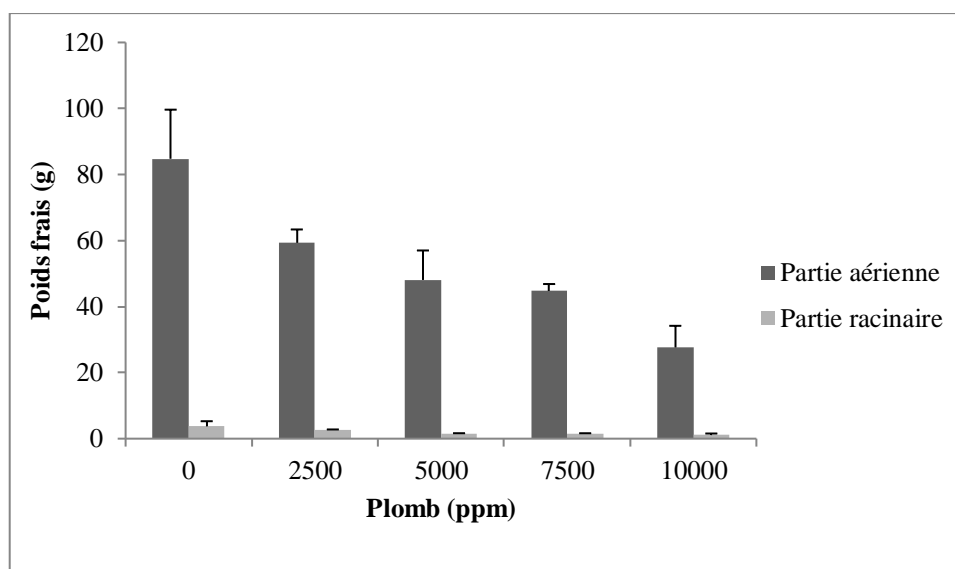


Figure 37 : Poids frais de la partie aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au plomb.

Tableau 25: Analyse statistique de la matière fraîche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de plomb.

	Matière fraîche aérienne	Matière fraîche racinaire
Témoin	84.76±14.87	3.73±1.55
2500 ppm	59.3±4.05	2.66±0.11
5000 ppm	48.06±8.92	1.53± 0.11
7500 ppm	44.73±2.10	1.43±0.20
10000 ppm	27.63±6.54	1.1±0.45

L'analyse statistique révèle que la production de la matière fraîche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* est hautement significative ($P = 0.00$) par rapport à celle des plantes témoins.

1.2.3.1.4. Effet de cadmium sur la matière fraîche aérienne et racinaire chez l'*Atriplex canescens*

La production de la matière fraîche aérienne et racinaire chez l'*Atriplex canescens* diminue proportionnellement avec les doses du cadmium appliquées à la plante (Figure 38).

La partie aérienne des plantes stressées au cadmium présente le poids le plus élevé de matière fraîche comparativement aux racines (Tableau 26).

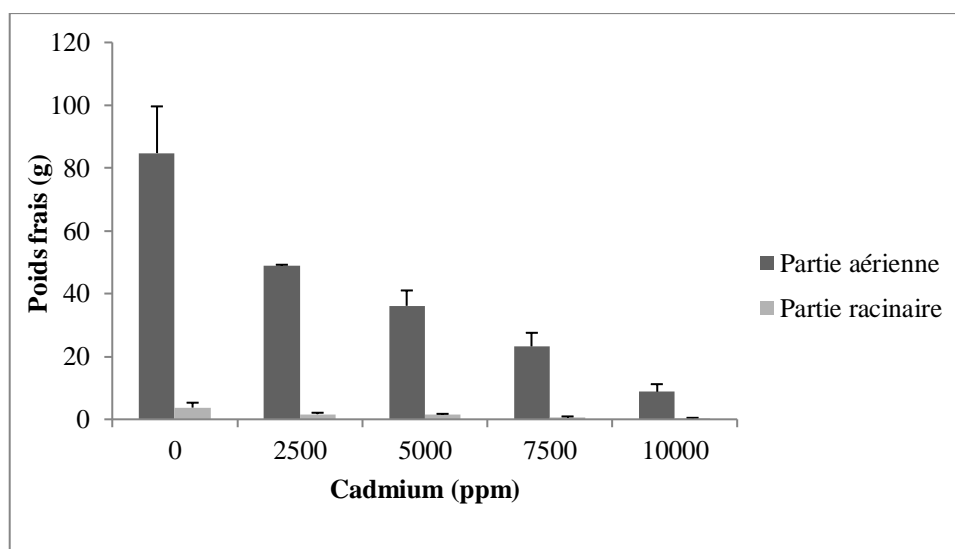


Figure 38 : Poids frais de la partie aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cadmium.

Tableau 26: Analyse statistique de la matière fraîche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de cadmium.

	Matière fraîche aérienne	Matière fraîche racinaire
Témoin	84.76±14.87	3.73±1.55
2500 ppm	48.86±0.35	1.63±0.45
5000 ppm	36.13±4.89	1.43± 0.30
7500 ppm	23.23±4.30	0.56±0.35
10000 ppm	8.76±2.42	0.3±0.17

L'analyse statistique montre un effet hautement significatif du cadmium sur la production de la matière fraîche aérienne et racinaire des plantes (2500, 5000, 7500 et 10000 ppm) par rapport aux plantes témoins.

1.2.3.2. Matière sèche de la partie aérienne et racinaire de la plante

1.2.3.2.1. Effet de cuivre sur la matière sèche aérienne et racinaire chez l'*Atriplex canescens*

La production de la matière sèche aérienne est plus importante que la matière sèche racinaire de l'*Atriplex canescens* (Figure 39). Le poids sec de la partie aérienne et racinaire de la plante diminue progressivement avec des doses croissantes de cuivre.

Dans les parties aériennes, le poids le plus élevé de la matière sèche (22.43 g) est obtenu pour le témoin, chez les plantes stressées à 2000, 3000 et 3500 ppm il y a une

réduction de la matière sèche aérienne exception aux plantes arrosées à 2500 ppm qui présentent une légère diminution par rapport aux témoins. Par contre le poids le plus élevé de la matière sèche racinaire (1.9 g) est obtenu pour un traitement à 2000 ppm (Tableau 27).

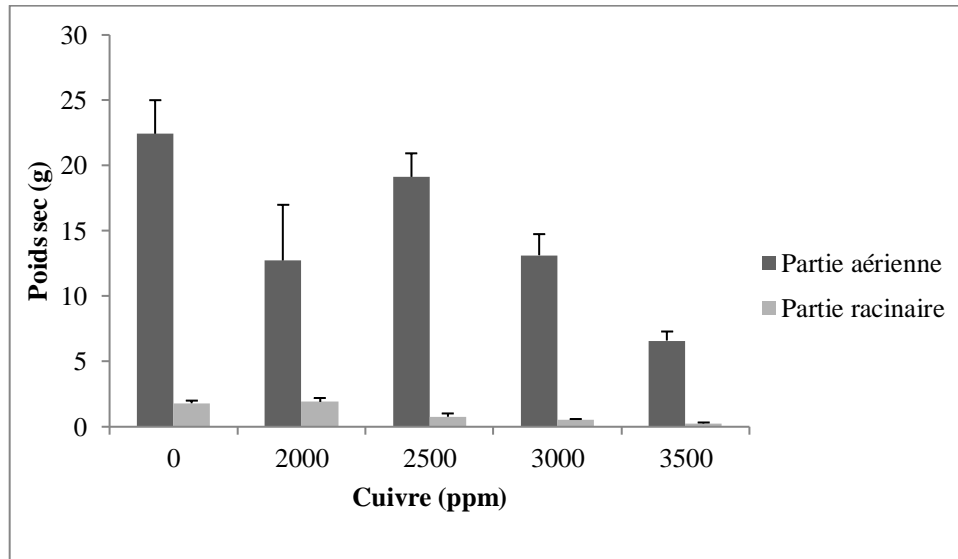


Figure 39 : Poids sec de la partie aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cuivre.

Tableau 27: Analyse statistique de la matière sèche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de cuivre.

	Matière sèche aérienne	Matière sèche racinaire
Témoin	22.43±2.57	1.8± 0.2
2000 ppm	12.73±4.26	1.9±0.3
2500 ppm	19.13±1.80	0.76±0.25
3000 ppm	13.13±1.61	0.53±0.05
3500 ppm	6.6±0.69	0.26±0.05

L'étude statistique montre un effet hautement significatif du cuivre sur la production de la matière sèche aérienne et racinaire des plantes stressées par rapport à la plante témoin.

1.2.3.2.2. Effet de zinc sur la matière sèche aérienne et racinaire chez l'*Atriplex canescens*

Les résultats de la figure 40 montrent que la production de la matière sèche aérienne est plus importante que la production de la matière sèche racinaire de l'*Atriplex*

canescens. La production de la matière sèche aérienne et racinaire de la plante diminue progressivement avec des doses croissantes de zinc.

La production de la matière sèche aérienne de la plante stressée au zinc varie de 20.03 g pour la dose de 2500 ppm de zinc à 10.5 g pour la dose de 10000 ppm de zinc (Tableau 28). Par contre le poids sec obtenu pour la partie racinaire de la plante traitée à 7500 ppm de zinc diminue légèrement à 1.36 g comparativement à celle des racines des plantes témoins (1.8 g). L'enrichissement des solutions à 2500, 5000 et 10000 ppm de zinc provoque une diminution de la production de la matière sèche racinaire (1.06, 0.9 et 0.26 g successivement).

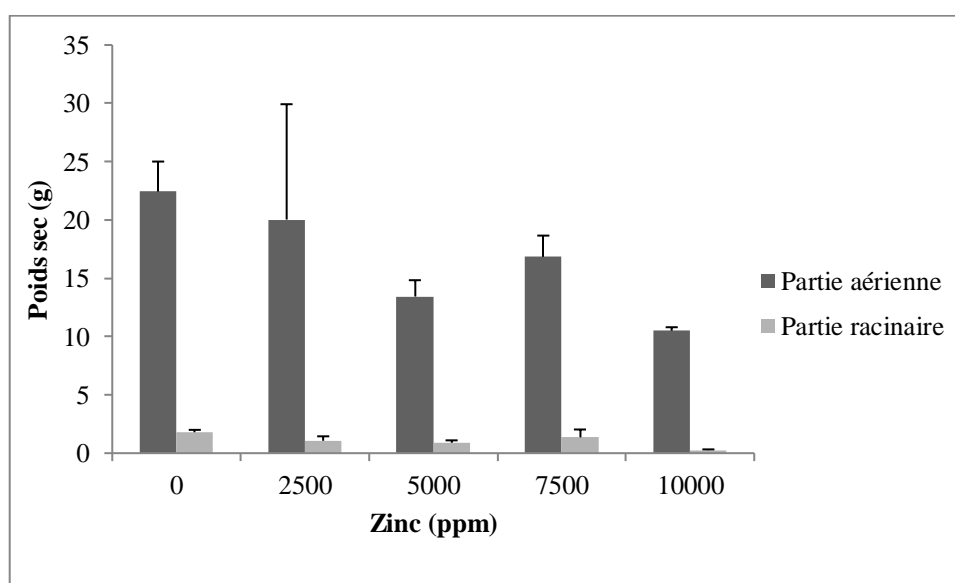


Figure 40 : Poids sec de la partie aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au zinc.

Tableau 28: Analyse statistique de la matière sèche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de zinc.

	Matière sèche aérienne	Matière sèche racinaire
Témoin	22.43±2.57	1.8±0.2
2500 ppm	20.03±9.89	1.06±0.37
5000 ppm	13.43±1.40	0.9±0.2
7500 ppm	16.83±1.82	1.36±0.66
10000 ppm	10.5±0.3	0.26±0.05

L'analyse statistique montre que la réduction de la matière sèche aérienne et racinaire de la plante est hautement significative avec tous les traitements de zinc.

1.2.3.2.3. Effet de plomb sur la matière sèche aérienne et racinaire chez l'*Atriplex canescens*

La matière sèche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* diminue progressivement avec les doses croissantes du plomb appliquées à la plante. La matière sèche aérienne est plus importante que la matière sèche racinaire de la plante (Figure 41).

La production de la matière sèche aérienne de la plante stressée au plomb varie de 11.83 g pour la dose de 2500 ppm de plomb à 7.56 g pour la dose de 10000 ppm de plomb. Par contre le poids sec obtenu pour la partie racinaire varie de 0.76 g pour la dose de 2500 ppm de plomb à 0.33 g pour la dose de 10000 ppm de plomb (Tableau 29).

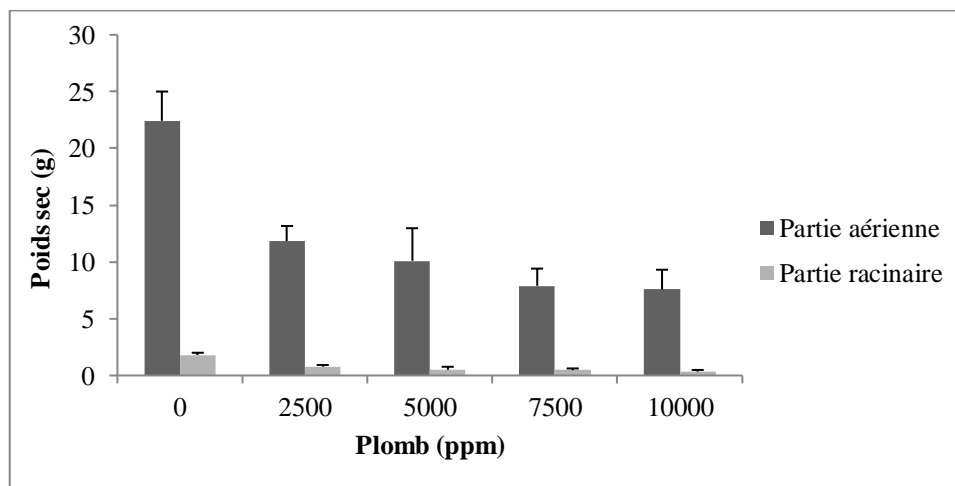


Figure 41 : Poids sec de la partie aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au plomb.

Tableau 29: Analyse statistique de la matière sèche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de plomb.

	Matière sèche aérienne	Matière sèche racinaire
Témoin	22.43±2.57	1.8±0.2
2500 ppm	11.83±1.33	0.76±0.15
5000 ppm	10.1±2.86	0.5±0.26
7500 ppm	7.9±1.51	0.46±0.15
10000 ppm	7.56±1.74	0.33±0.15

L'analyse statistique à l'aide du test de Newman-Keuls révèle que le poids sec de la partie aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* est hautement significatif ($P = 0.00$) par rapport aux poids sec de la partie aérienne et racinaire des plantes témoins.

1.2.3.2.4. Effet de cadmium sur la matière sèche aérienne et racinaire chez l'*Atriplex canescens*

Les résultats obtenus révèlent que le stress au cadmium appliqué à la plante entraîne une diminution de la matière sèche aérienne à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de cadmium (10.6, 7.6, 5.13 et 1.33 g respectivement) par rapport au témoin (22.43 g) (Tableau 30). La production de la matière sèche racinaire de l'*Atriplex canescens* diminue progressivement avec les doses croissantes du cadmium (Figure 42).

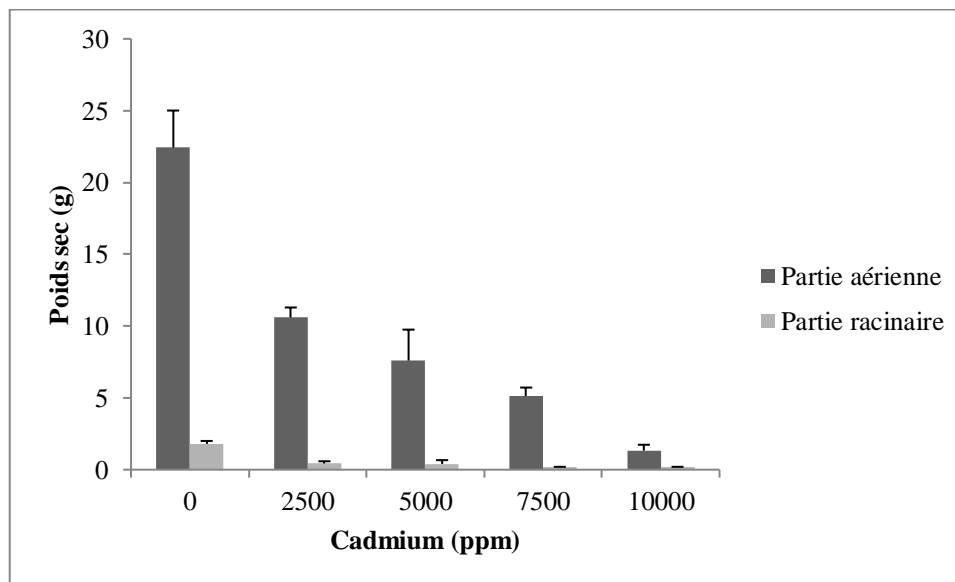


Figure 42 : Poids sec de la partie aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cadmium.

Tableau 30: Analyse statistique de la matière sèche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (g) sous l'effet de cadmium.

	Matière sèche aérienne	Matière sèche racinaire
Témoin	22.43±2.57	1.8±0.2
2500 ppm	10.6±0.69	0.43±0.15
5000 ppm	7.6±2.152	0.4±0.26
7500 ppm	5.13±0.58	0.2±0
10000 ppm	1.33±0.40	0.2±0

L'analyse statistique à l'aide du test de Newman-Keuls montre un effet significatif très élevé ($P = 0.00$) du traitement au cadmium sur la diminution de la production de la matière sèche aérienne et racinaire des plantes stressées en comparaison avec la matière sèche aérienne et racinaire des plantes témoins.

1.3. Paramètres physiologiques et biochimiques

1.3.1. Teneur en chlorophylle

1.3.1.1. Teneur en chlorophylle a, b et totale des feuilles de l'*Atriplex canescens* stressée au cuivre.

La chlorophylle **b** et **totale** chez les feuilles de la plante est largement supérieure à celle de la chlorophylle **a**. La chlorophylle **a, b** et **totale** diminue progressivement avec des doses croissantes de cuivre (Figure 43).

On enregistre pour les plantes stressées des teneurs en chlorophylle **a** chez les feuilles variant de 1.38 mg. g⁻¹ de poids frais pour la dose 2000 ppm de Cu à 1.27 mg. g⁻¹ de poids frais pour la dose 3500 ppm de Cu.

La teneur en chlorophylle **b** est importante chez les plantes stressées à 2000 ppm de Cu 2.73 mg. g⁻¹ de poids frais comparativement à celle des plantes témoins 2.51 mg. g⁻¹ de poids frais (Tableau 31).

La teneur en chlorophylle **totale** enregistré chez les plantes stressées à 2000 ppm de Cu est beaucoup plus importante, elle est de 4.12 mg. g⁻¹ de poids frais comparativement à celle des plantes témoins (3.91 mg. g⁻¹ de poids frais). L'enrichissement des solutions à 2500, 3000 et 3500 ppm de cuivre provoque une diminution de la teneur en chlorophylle totale (3.76, 3.80 et 3.75 mg. g⁻¹ de poids frais respectivement)

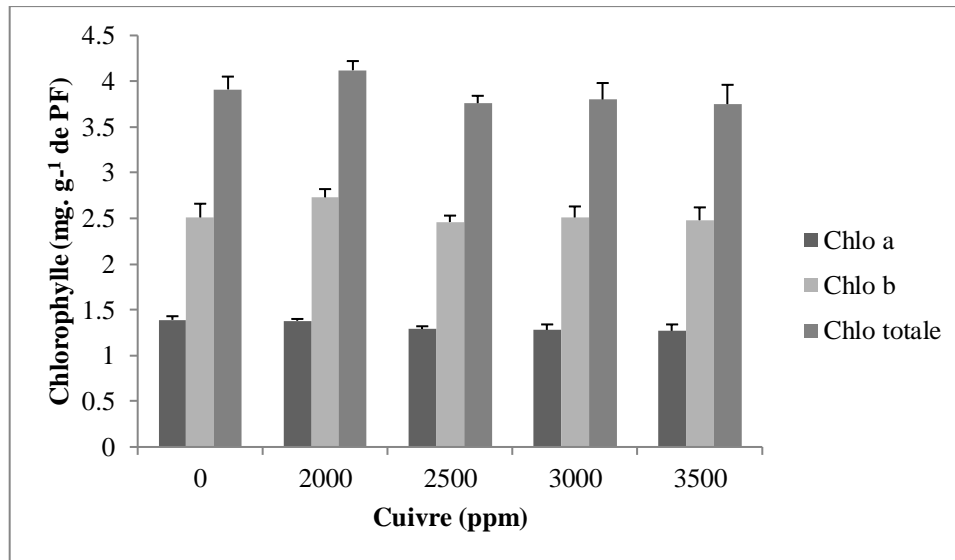


Figure 43 : Teneur en chlorophylle **a**, **b** et **totale** (mg. g⁻¹ de poids frais) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cuivre.

Tableau 31 : Analyse statistique de la chlorophylle **a**, **b** et **totale** (mg. g⁻¹ de PF) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de cuivre.

	Chlorophylle a	Chlorophylle b	Chlorophylle totale
Témoin	1.39± 0.04	2.51± 0.15	3.91± 0.14
2000 ppm	1.38± 0.02	2.73± 0.09	4.12± 0.10
2500 ppm	1.29± 0.03	2.46± 0.07	3.76 ± 0.08
3000 ppm	1.28± 0.06	2.51± 0.12	3.80± 0.18
3500 ppm	1.27± 0.07	2.48± 0.14	3.75± 0.21

L'analyse de la variance révèle une différence significative du cuivre sur la chlorophylle **a**, **b** et **totale** chez les plantes stressées par rapport aux feuilles des plantes témoins.

1.3.1.2. Teneur en chlorophylle **a**, **b** et **totale** des feuilles de l'*Atriplex canescens* stressée au zinc.

Les résultats montrent que les teneurs obtenues en chlorophylle **a**, **b** et **totale** pour les feuilles des plantes traitées à 2500 et 5000 ppm de zinc augmentent légèrement comparativement à celles des feuilles des plantes témoins (Tableau 32). L'enrichissement des solutions à 7500 et 10000 ppm de zinc provoque une diminution plus importante de chlorophylle **a**, **b** et **totale**. La chlorophylle **a** s'accumule lentement par rapport à la chlorophylle **b** pour tous les traitements (Figure 44).

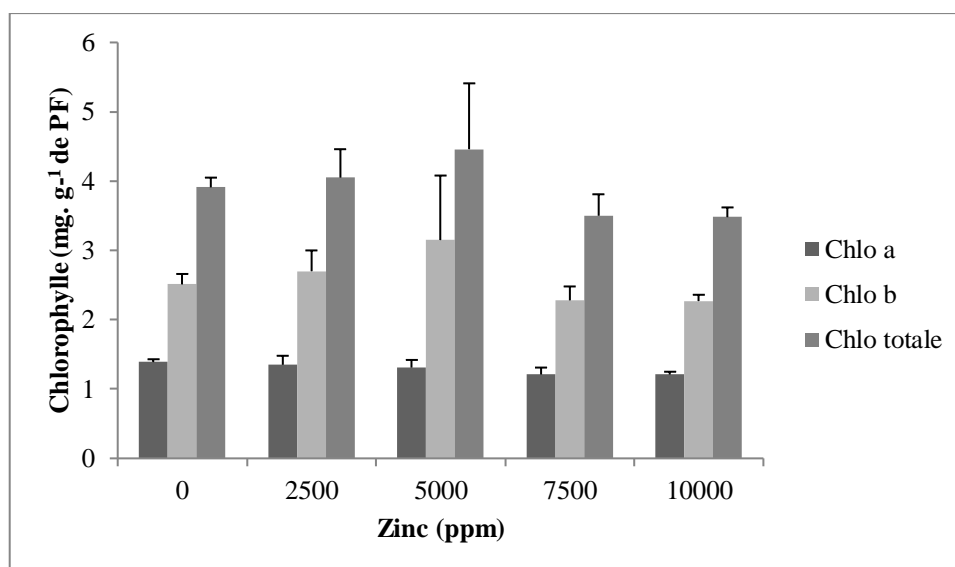


Figure 44 : Teneur en chlorophylle **a**, **b** et **totale** (mg. g⁻¹ de poids frais) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au zinc.

Tableau 32 : Analyse statistique de la chlorophylle **a**, **b** et **totale** (mg. g⁻¹ de PF) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de zinc.

	Chlorophylle a	Chlorophylle b	Chlorophylle totale
Témoin	1.39± 0.04	2.51± 0.15	3.91± 0.14
2500 ppm	1.35± 0.13	2.70± 0.30	4.05± 0.41
5000 ppm	1.31± 0.11	3.15± 0.93	4.46± 0.95
7500 ppm	1.21± 0.10	2.28± 0.20	3.50± 0.31
10000 ppm	1.21± 0.04	2.27± 0.09	3.48± 0.14

L'analyse statistique à l'aide de test de Newman-keuls montre un effet non significatif du Zn sur la chlorophylle **a**, **b** et **totale** chez l'*Atriplex canescens*.

1.3.1.3. Teneur en chlorophylle **a**, **b** et **totale** des feuilles de l'*Atriplex canescens* stressée au plomb

Les résultats obtenus montrent une diminution importante de la teneur en chlorophylle **a**, **b** et **totale** dans les feuilles des plantes soumises au stress par le plomb par rapport à la plante témoin (Figure 45). La teneur en chlorophylle **b** est largement supérieure à celle de la chlorophylle **a** ce qui représente une augmentation de 50% de teneur en chlorophylle **b** que celle enregistrée dans la chlorophylle **a** (Tableau 33).

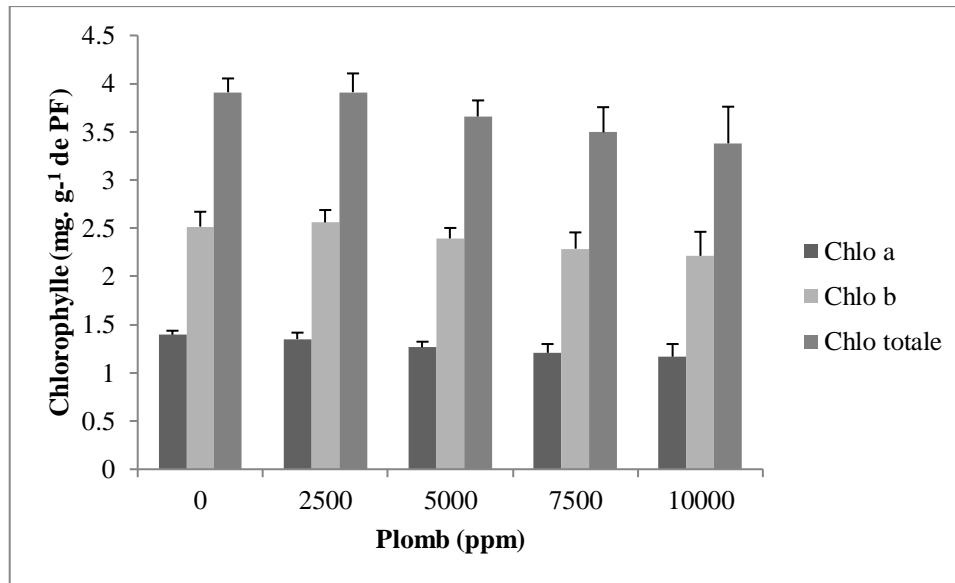


Figure 45 : Teneur en chlorophylle **a**, **b** et **totale** (mg. g⁻¹ de poids frais) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au plomb.

Tableau 33 : Analyse statistique de la chlorophylle **a**, **b** et **totale** (mg. g⁻¹ de PF) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de plomb.

	Chlorophylle a	Chlorophylle b	Chlorophylle totale
Témoin	1.39± 0.04	2.51± 0.15	3.91± 0.14
2500 ppm	1.35± 0.06	2.56± 0.12	3.91± 0.19
5000 ppm	1.26± 0.05	2.39± 0.10	3.65± 0.16
7500 ppm	1.20± 0.09	2.28± 0.16	3.49± 0.26
10000 ppm	1.16± 0.13	2.21± 0.24	3.38± 0.38

L'analyse statistique montre que l'accumulation de la chlorophylle **a** et **totale** est significative dans les feuilles de la plante avec tous les traitements de plomb. Par contre, la chlorophylle **b** est non significative.

1.3.1.4. Teneur en chlorophylle **a**, **b** et **totale** des feuilles de l'*Atriplex canescens* stressée au cadmium

Les résultats obtenus montrent une diminution importante de la teneur en chlorophylle **a**, **b** et **totale** dans les feuilles des plantes soumises au stress par le cadmium par rapport à la plante témoin (Figure 46).

La chlorophylle **a** est largement inférieure à celle de la chlorophylle **b** et **totale**.

La teneur en chlorophylle **a** chez les plantes témoins est de 1.40 mg. g⁻¹ de poids frais, cette teneur est supérieure à celle obtenue pour les plantes stressées au cadmium.

L'application de cadmium aux doses 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm entraine une diminution de la teneur en chlorophylle **b** (2.51, 2.43, 2.28 et 2.01 mg. g⁻¹ de poids frais) successivement, par rapport à la plante témoin (2.61 mg. g⁻¹ de poids frais) (Tableau 34).

La teneur en chlorophylle **totale** enregistré chez les plantes témoins est beaucoup plus importante, elle est de 4.02 mg. g⁻¹ de poids frais. L'enrichissement des solutions à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de cadmium provoque une diminution de la teneur en chlorophylle totale (3.91, 3.71, 3.49 et 3.20 mg. g⁻¹ de poids frais respectivement).

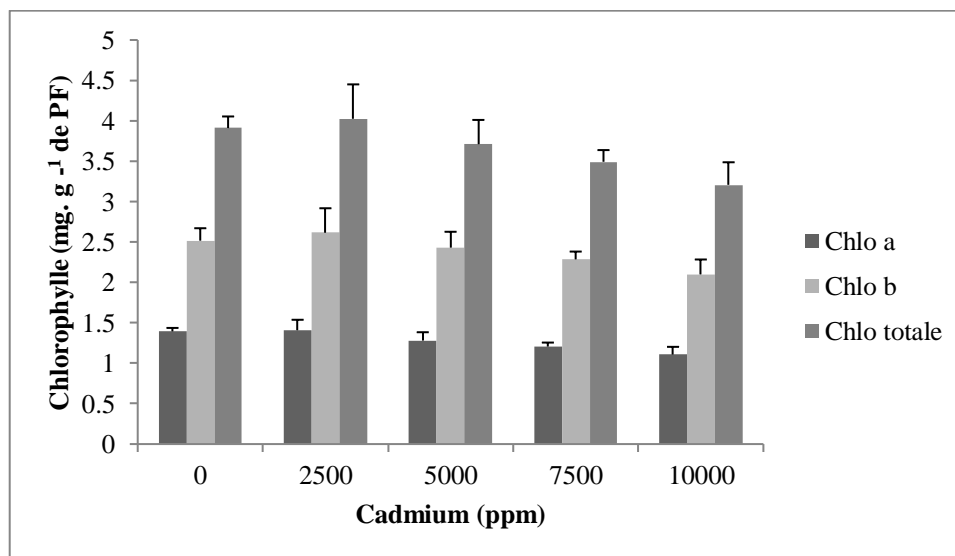


Figure 46: Teneur en chlorophylle **a**, **b** et **totale** (mg. g⁻¹ de poids frais) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cadmium.

Tableau 34 : Analyse statistique de la chlorophylle **a**, **b** et **totale** (mg. g⁻¹ de PF) des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de cadmium.

	Chlorophylle a	Chlorophylle b	Chlorophylle totale
Témoin	1.39± 0.04	2.51± 0.15	3.91± 0.14
2500 ppm	1.40± 0.12	2.61± 0.30	4.02± 0.42
5000 ppm	1.28± 0.10	2.43± 0.19	3.71± 0.29
7500 ppm	1.20± 0.04	2.28± 0.09	3.49± 0.14
10000 ppm	1.10± 0.09	2.1± 0.18	3.20± 0.27

L'analyse statistique montre un effet significatif sur l'accumulation de la chlorophylle **a**, **b** et **totale** dans les feuilles de la plante pour toutes les doses appliquées de cadmium.

1.3.2. Sucres solubles

1.3.2.1. Teneur en sucres solubles des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cuivre

Les résultats obtenus montrent une augmentation importante de la teneur en sucres solubles dans les feuilles et racines des plantes soumises au stress par le cuivre par rapport à la plante témoin (Figure 47).

Les valeurs obtenues pour les feuilles des plantes traitées à 2000 ppm de cuivre augmentent légèrement à 8.11 mg. g⁻¹ poids sec de sucres solubles comparativement à celles des feuilles des plantes témoins (8.04 mg. g⁻¹ poids sec de sucres solubles). L'enrichissement des solutions à 3000 et 3500 ppm de cuivre provoque une accumulation plus importante (10.33 mg. g⁻¹ poids sec de sucres solubles, 11.35 mg. g⁻¹ poids sec de sucres solubles). Par contre les teneurs en sucres solubles des plantes stressées au cuivre augmentent proportionnellement avec les doses appliquées. Les teneurs en sucres solubles des racines de la plante stressée au cuivre varient de 6.33 mg. g⁻¹ poids sec pour la dose de 2000 ppm de Cu à 8.97 mg. g⁻¹ poids sec pour la dose de 3500 ppm de Cu (Tableau 35).

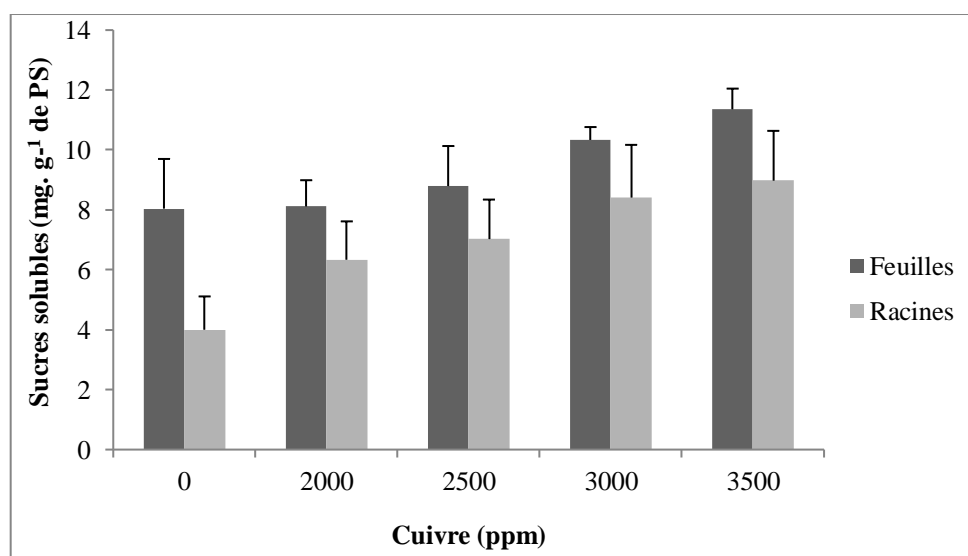


Figure 47 : Teneur en sucres solubles (mg. g⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cuivre.

Tableau 35: Analyse statistique de la teneur en sucres solubles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PS) sous l'effet de cuivre.

	Feuilles	Racines
Témoin	8.04±1.65	3.99±1.11
2000ppm	8.11±0.87	6.33±1.28
2500ppm	8.79±1.33	7.02±1.31
3000ppm	10.33±0.43	8.41±1.75
3500ppm	11.35±0.68	8.97±1.66

L'analyse statistique révèle que l'accumulation de sucres solubles est significative dans les feuilles et dans les racines de la plante sous l'effet de tous les traitements au cuivre.

1.3.2.2. Teneur en sucres solubles des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au zinc

Les résultats obtenus (Figure 48) montrent que la teneur en sucres solubles chez les feuilles des plantes témoins est largement supérieure à celle des racines des plantes témoins, ce qui représente une augmentation de 49.66% de teneur en sucres solubles que celle enregistrée dans les racines (8.04 mg. g⁻¹ poids sec de sucres solubles contre 3.99 mg. g⁻¹ poids sec de sucres solubles).

On enregistre pour les plantes stressées des teneurs en sucres solubles chez les feuilles variant de (10.24 mg. g⁻¹ de poids sec de sucres solubles à la dose 2500 ppm, 14.13 mg. g⁻¹ de poids sec de sucres solubles à la dose 10000 ppm) contre (5.04 mg. g⁻¹ de poids sec de sucres solubles à la dose 2500 ppm, 10.26 mg. g⁻¹ de poids sec de sucres solubles à la dose 10000 ppm) chez les racines (Tableau 36).

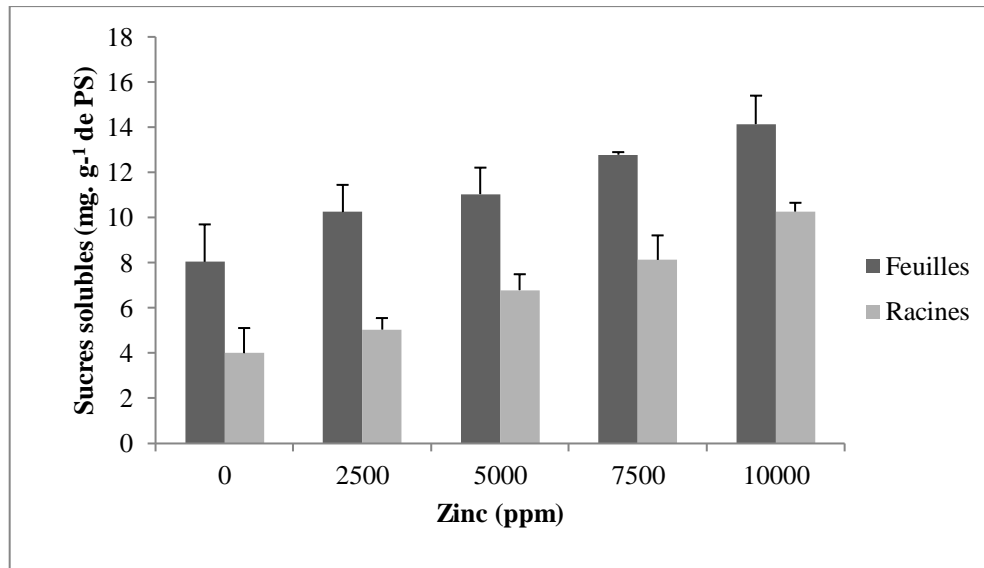


Figure 48 : Teneur en sucres solubles (mg. g⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au zinc.

Tableau 36: Analyse statistique de la teneur en sucres solubles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PS) sous l'effet de zinc.

	Feuilles	Racines
Témoin	8.04± 1.65	3.99± 1.11
2500 ppm	10.24±1.20	5.04±0.51
5000 ppm	11.03±1.17	6.78± 0.70
7500 ppm	12.78±0.11	8.12±1.08
10000 ppm	14.13±1.25	10.26±0.38

L'analyse statistique à l'aide du test de Newman-Keuls à P = 5% montre un effet significatif très élevé (P = 0.00) du traitement au zinc sur l'accumulation des sucres solubles dans les feuilles des plantes stressées en comparaison avec les feuilles des plantes témoins. Ainsi, les teneurs en sucres solubles sous tous les traitements sont hautement significatives (P = 0.00) pour les racines.

1.3.2.3. Teneur en sucres solubles des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au plomb

Les résultats trouvés (Figure 49) pour les plantes stressées au plomb à différentes concentrations (2500, 5000, 7500 et 10000 ppm), révèlent une augmentation de sucres solubles dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens*. Les teneurs obtenus en sucres

solubles sont plus élevées dans les feuilles de la plante (14.73, 17.28, 20.58 et 20.77 mg.g⁻¹ poids sec de sucres solubles) que chez les racines (3.98, 5.46, 7.02 et 8.10 mg.g⁻¹ poids sec de sucres solubles) (Tableau 37).

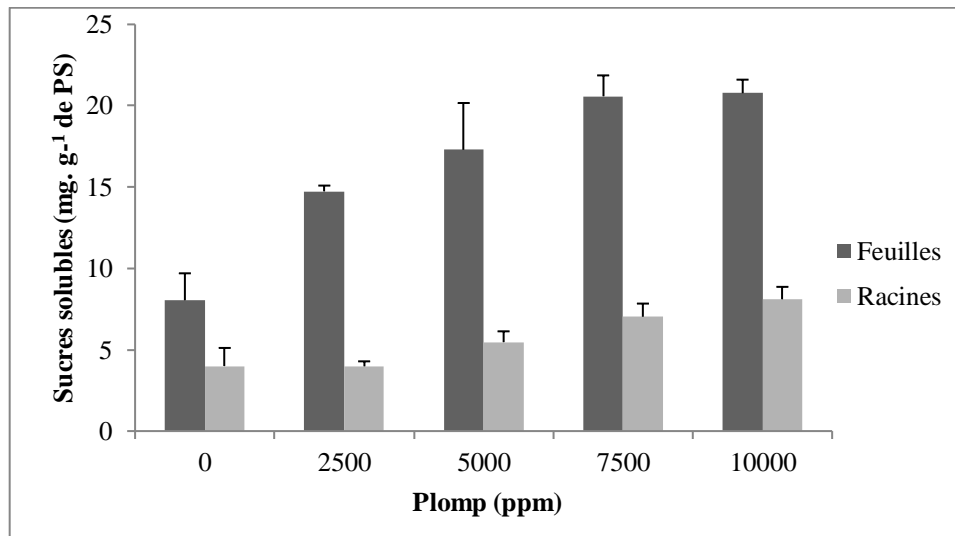


Figure 49 : Teneur en sucres solubles (mg. g⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au plomb.

Tableau 37: Analyse statistique de la teneur en sucres solubles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PS) sous l'effet de plomb.

	Feuilles	Racines
Témoin	8.04±1.65	3.99±1.11
2500 ppm	14.73±0.35	3.98±0.307
5000 ppm	17.28±2.87	5.46±0.66
7500 ppm	20.58±1.28	7.02±0.81
10000 ppm	20.77±0.82	8.10±0.76

L'analyse statistique à l'aide du test de Newman-Keuls à P = 5% révèle que les teneurs en sucres solubles accumulées dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* sont hautement significatives (P = 0.00) par rapport aux feuilles et racines des plantes témoins.

1.3.2.4. Teneur en sucres solubles des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cadmium

Les résultats obtenus de la figure 44 montrent que le taux des sucres solubles dans les parties aériennes et racinaires de l'*Atriplex canescens* augmente proportionnellement avec l'augmentation de la concentration de cadmium (Figure 50).

L'accumulation des sucres dans les feuilles de la plante est plus élevée que celle enregistrée dans les racines pour les mêmes concentrations de cadmium appliquées. Les sucres solubles se répartissent de manière équilibrée dans les feuilles 23.53, 23.65, 23.70 et 23.82 mg. g⁻¹ de poids sec de sucres solubles aux doses stressantes 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de cadmium respectivement (Tableau 38).

L'application de cadmium entraîne une augmentation du taux des sucres solubles dans les racines à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm (4.34, 8.36, 7.57 et 7.71 mg. g⁻¹ poids sec de sucres solubles) par rapport au témoin (3.99 mg. g⁻¹ poids sec de sucres solubles).

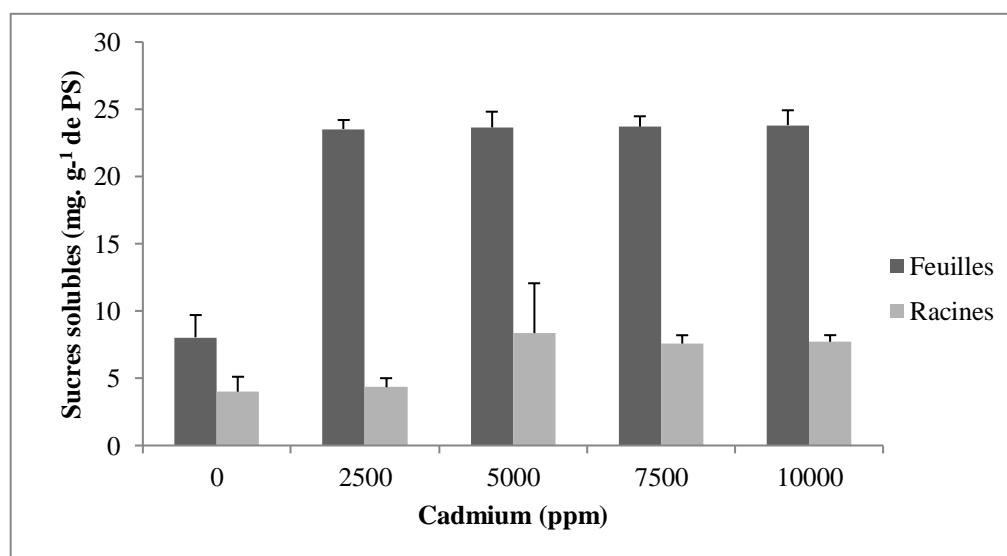


Figure 50 : Teneur en sucres solubles (mg. g⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cadmium.

Tableau 38: Analyse statistique de la teneur en sucres solubles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PS) sous l'effet de cadmium.

	Feuilles	Racines
Témoin	8.04±1.65	3.99±1.11
2500 ppm	23.53±0.67	4.34±0.66
5000 ppm	23.65±1.16	8.36±3.69
7500 ppm	23.70±0.77	7.57±0.61
10000 ppm	23.82±1.10	7.71±0.49

L'analyse de la variance révèle une différence très hautement significative du cadmium sur la teneur en sucres solubles chez les feuilles des plantes stressées par rapport aux racines

des plantes témoins. On note par contre une différence significative chez les racines des plantes stressées par rapport aux racines des plantes témoins.

1.3.3. Proline

1.3.3.1. Teneur en proline des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cuivre

Les résultats montrent que l'accumulation de la proline est plus importante dans les feuilles que dans les racines d'*Atriplex canescens*. L'accumulation de la proline dans les feuilles et racines de la plante augmente progressivement avec des doses croissantes de cuivre (Figure 51).

Dans les feuilles de l'*Atriplex canescens*, la teneur en proline la plus élevée (44.10 mg. g⁻¹ poids sec de la proline) est obtenue pour le traitement de 3500 ppm de cuivre, les teneurs en proline (34.65, 29.55 et 33.76 mg. g⁻¹ poids sec de proline) sont obtenues pour des traitements de 2000, 2500 et 3000 ppm de cuivre respectivement.

La teneur en proline la plus élevée dans les racines de la plante (28.91 mg. g⁻¹ poids sec de la proline) est obtenue pour le traitement de 3500 ppm de cuivre. On note une légère diminution de la proline pour la dose stressante de 2500 ppm de cuivre (19.83 mg. g⁻¹ poids sec de la proline) comparativement au témoin (20.46 mg. g⁻¹ poids sec de la proline) (Tableau 39).

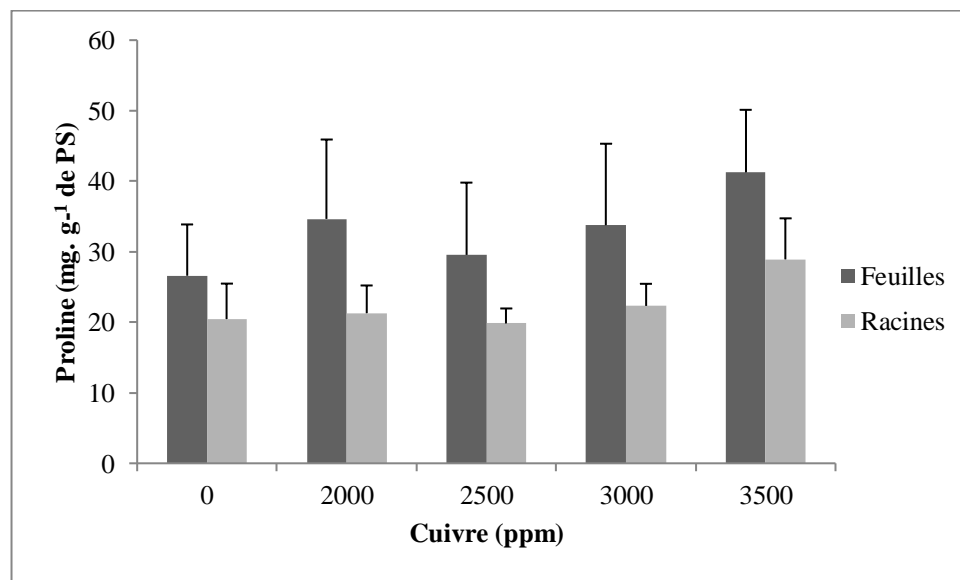


Figure 51 : Teneur en proline (mg. g⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cuivre.

Tableau 39: Analyse statistique de la teneur en proline de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PS) sous l'effet de cuivre.

	Feuilles	Racines
Témoin	26.59±7.27	20.46±5.01
2000 ppm	34.65±11.25	21.29±3.92
2500 ppm	29.55±10.24	19.83± 2.12
3000 ppm	33.76±11.55	22.32±3.13
3500 ppm	41.25±8.86	28.92±5.81

L'analyse statistique montre un effet non significatif sur l'accumulation de la proline dans les feuilles et racines de la plante pour toutes les doses appliquées de cuivre.

1.3.3.2. Teneur en proline des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au zinc

La teneur en proline dans les feuilles et racines chez l'*Atriplex canescens* augmente proportionnellement avec les doses du zinc appliquées à la plante (Figure 52).

On enregistre chez les plantes stressées au zinc, des teneurs plus élevées de la proline dans les feuilles comparativement aux racines (Tableau 40).

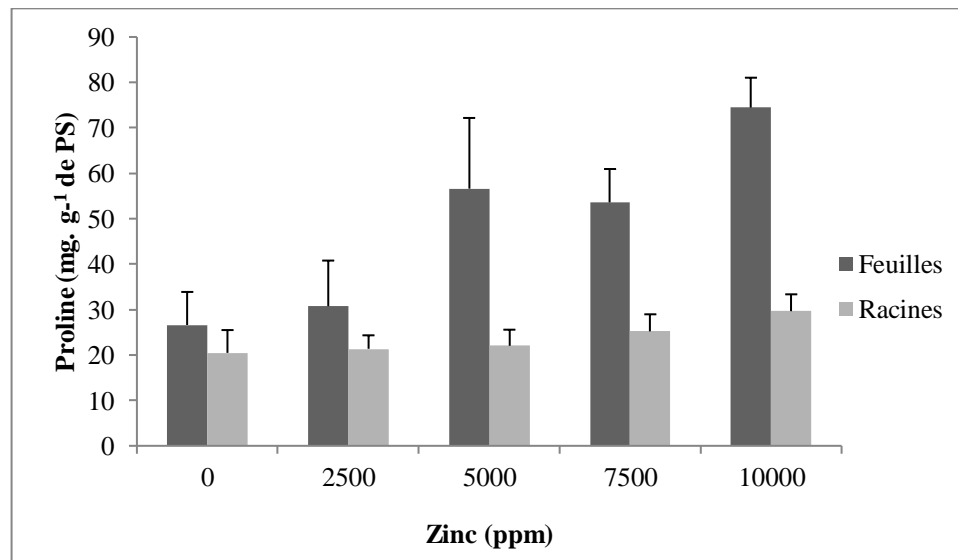


Figure 52 : Teneur en proline (mg. g⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au zinc.

Tableau 40: Analyse statistique de la teneur en proline de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PS) sous l'effet de zinc.

	Feuilles	Racines
Témoin	26.59± 7.27	20.46± 5.01
2500 ppm	30.74±10.03	21.35±2.96
5000 ppm	56.61±15.56	22.02± 3.54
7500 ppm	53.59±7.34	25.20±3.74
10000 ppm	74.45±6.57	29.64±3.69

L'analyse statistique montre que l'accumulation de la proline sous l'effet du zinc est hautement significative dans les feuilles, par contre elle est significative dans les racines de la plante.

1.3.3.3. Teneur en proline des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au plomb

Le taux de la proline dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* augmente progressivement avec les doses croissantes du plomb appliquées à la plante (Tableau 41). La teneur en proline est plus importante dans les feuilles que dans les racines de la plante (Figure 53).

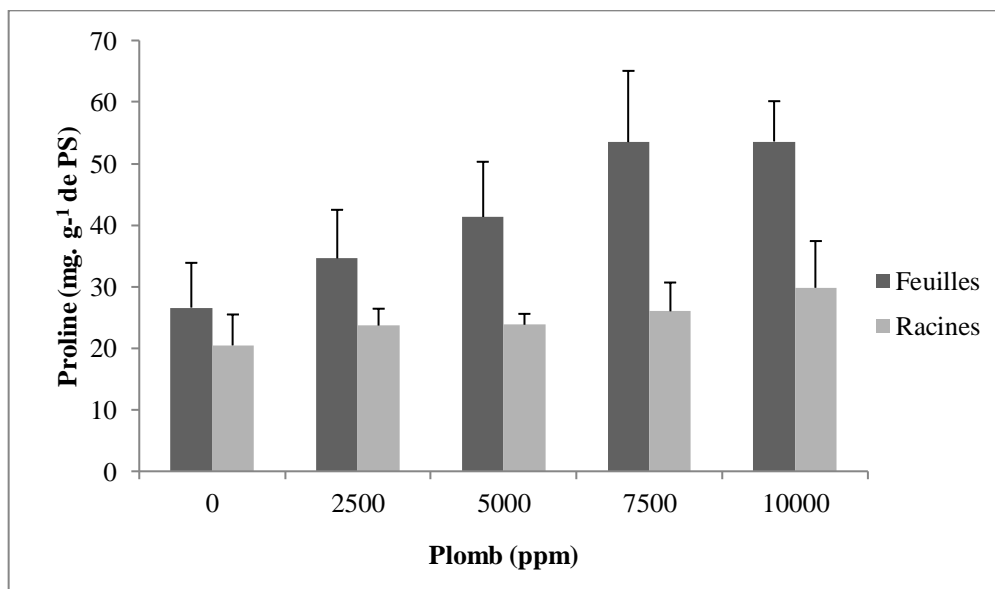


Figure 53 : Teneur en proline (mg. g⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au plomb.

Tableau 41: Analyse statistique de la teneur en proline de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PS) sous l'effet de plomb.

	Feuilles	Racines
Témoin	26.59± 7.27	20.46± 5.01
2500 ppm	34.59±7.89	23.68±2.73
5000 ppm	41.32±8.97	23.81± 1.76
7500 ppm	53.49±11.56	26.00±4.67
10000 ppm	53.59±6.54	29.81±7.59

L'analyse statistique montre que l'accumulation de la proline est significative dans les feuilles avec tous les traitements de plomb. Par contre, elle est non significative dans les racines de la plante.

1.3.3.4. Teneur en proline des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cadmium

Les résultats obtenus (Figure 54) révèlent que le stress au cadmium appliqué à la plante entraîne une augmentation du taux de la proline dans les feuilles à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de cadmium (29.94, 30.27, 55.65 et 57.40 mg. g⁻¹ poids sec de la proline respectivement) par rapport au témoin (26.59 mg. g⁻¹ poids sec de la proline). L'accumulation de la proline dans les racines augmente progressivement avec les doses croissantes du cadmium. Le taux de la proline à la dose de 5000 ppm de cadmium est plus élevé dans les racines comparativement aux feuilles de la plante (Tableau 42).

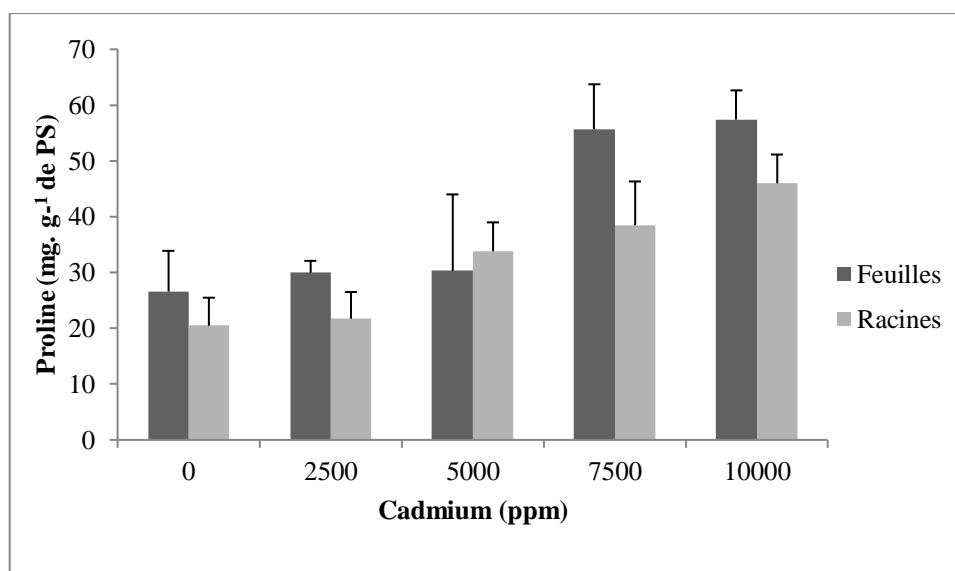


Figure 54 : Teneur en proline (mg. g⁻¹ de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cadmium.

Tableau 42: Analyse statistique de la teneur en proline de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PS) sous l'effet de cadmium.

	Feuilles	Racines
Témoin	26.59± 7.27	20.46± 5.01
2500 ppm	29.94±2.13	21.72±4.77
5000 ppm	30.27±13.71	33.79± 5.18
7500 ppm	55.65±8.08	38.47±7.84
10000 ppm	57.40±5.23	46±5.14

L'étude statistique montre un effet hautement significatif du cadmium sur l'accumulation de la proline dans les feuilles et racines des plantes stressées par rapport à la plante témoin.

1.3.4. Teneur relative en eau

1.3.4.1. Teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* stressée au cuivre

Les résultats obtenus montrent une diminution importante de la teneur en eau dans les feuilles des plantes soumises au stress par le cuivre par rapport à la plante témoin (Figure 55).

On enregistre pour les plantes stressées des teneurs en eau chez les feuilles variant de (73.89 % à la dose 2000 ppm de Cu et 42.19 % à la dose 3500 ppm de Cu) (Tableau 43).

On note une légère stabilité des teneurs enregistrées pour les feuilles des plantes stressées au cuivre à des doses de 2000 et 2500 ppm.

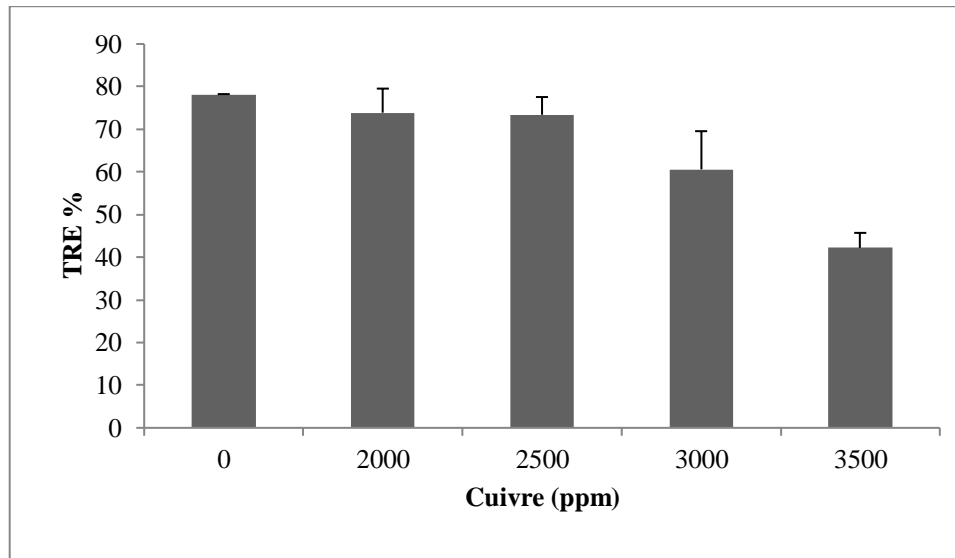


Figure 55 : Teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cuivre

Tableau 43: Analyse statistique de la teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de cuivre.

	Teneur relative en eau (%)
Témoin	78.18±0.06
2000 ppm	73.89±5.63
2500 ppm	73.40±4.16
3000 ppm	60.60±8.94
3500 ppm	42.19±3.52

L'analyse statistique montre que la teneur relative en eau sous l'effet du cuivre est hautement significative chez les feuilles des plantes stressées comparativement aux feuilles des plantes témoins.

1.3.4.2. Teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* stressée au zinc

Les résultats montrent que la teneur en eau est plus importante dans les feuilles des plantes témoins que dans les feuilles des plantes stressées. La teneur en eau dans les

feuilles de l'*Atriplex canescens* diminue progressivement avec des doses croissantes de zinc (Figure 56).

La teneur en eau la plus basse dans les feuilles de la plante est obtenue à la dose de 10000 ppm de zinc (Tableau 44). On note une légère diminution de la teneur en eau pour la dose stressante de 2500 ppm de zinc (76.62 %) comparativement au témoin (78.18%).

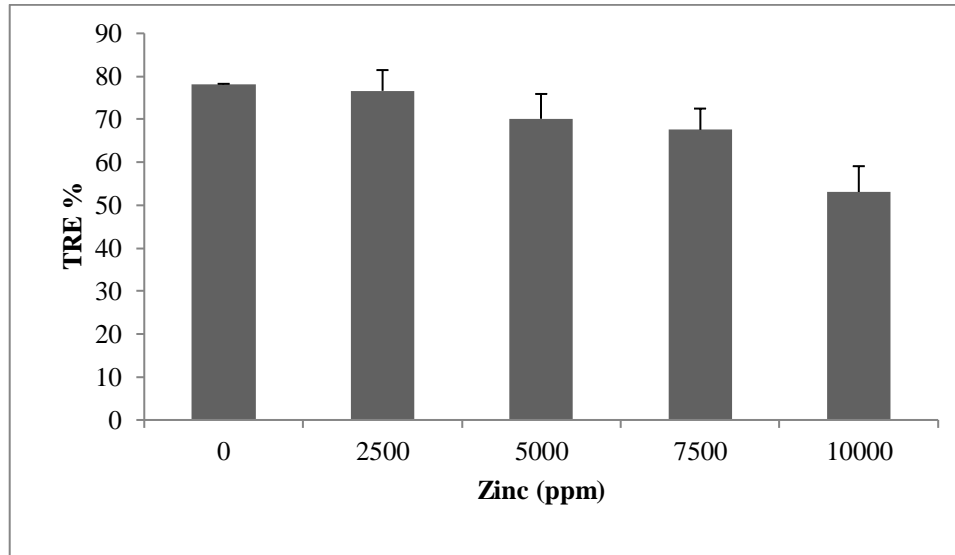


Figure 56 : Teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au zinc

Tableau 44: Analyse statistique de la teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de zinc.

	Teneur relative en eau (%)
Témoin	78.18±0.06
2500 ppm	76.62±4.82
5000 ppm	70.11±5.77
7500 ppm	67.53±4.95
10000 ppm	53.07±6.01

L'étude statistique montre un effet hautement significatif du zinc sur la teneur en eau dans les feuilles des plantes stressées par rapport à la plante témoin.

1.3.4.3. Teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* stressée au plomb

Les résultats obtenus révèlent que le stress au plomb appliqué à la plante entraîne une diminution de la teneur en eau dans les feuilles à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de plomb (58.93, 52.17, 49.46 et 29.22% respectivement) par rapport au témoin (78.18%) (Figure 57).

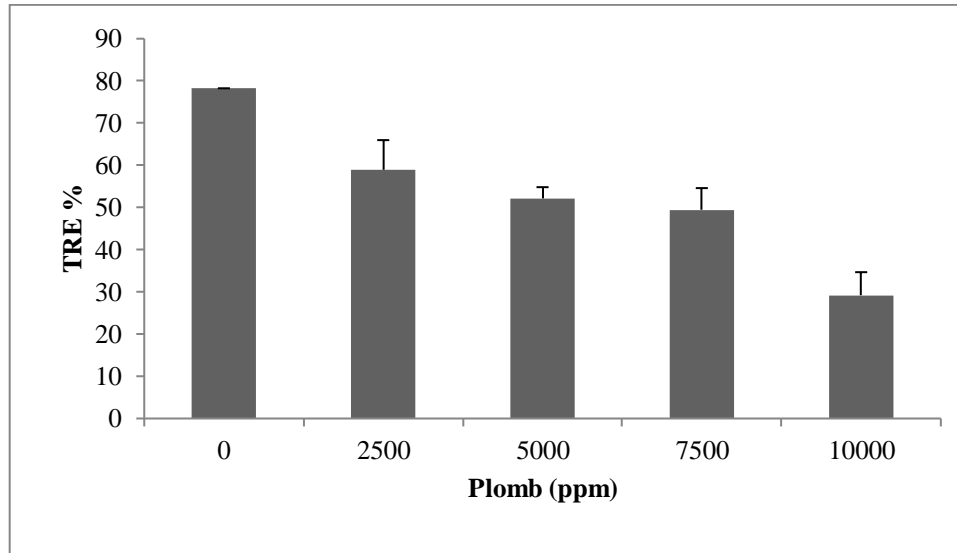


Figure 57 : Teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au plomb

Tableau 45: Analyse statistique de la teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de plomb.

	Teneur relative en eau (%)
Témoin	78.18±0.06
2500 ppm	58.93±7.03
5000 ppm	52.17±2.64
7500 ppm	49.46±5.12
10000 ppm	29.22±5.44

L'analyse de la variance révèle une différence très hautement significative du plomb sur la teneur en eau chez les feuilles des plantes stressées par rapport aux feuilles des plantes témoins.

1.3.4.4. Teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* stressée au cadmium

Les résultats trouvés pour les plantes stressées au cadmium à différentes concentrations (2500, 5000, 7500 et 10000 ppm), révèlent une diminution de la teneur en eau dans les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Figure 58).

Les teneurs en eau obtenues sont plus faibles chez les feuilles des plantes stressées (61.18, 46.50, 38.32 et 20.01 % respectivement) que chez les plantes témoins (78.18 %) (Tableau 46).

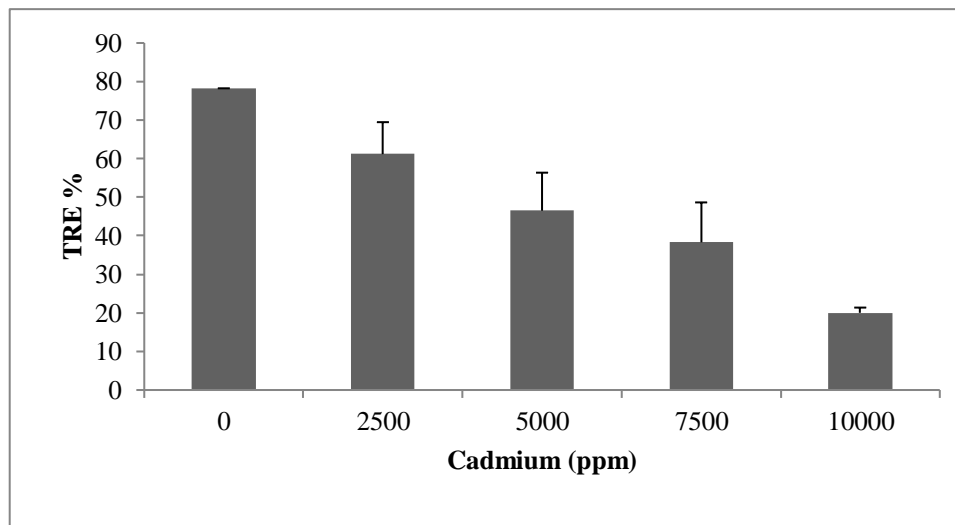


Figure 58 : Teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cadmium

Tableau 46: Analyse statistique de la teneur relative en eau des feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de cadmium.

	Teneur relative en eau (%)
Témoin	78.18±0.06
2500 ppm	61.18±8.28
5000 ppm	46.50±9.86
7500 ppm	38.32±10.33
10000 ppm	20.01±1.36

L'analyse statistique montre que la teneur relative en eau est hautement significative dans les feuilles de la plante avec tous les traitements de cadmium.

1.3.5. Protéines totales

1.3.5.1. Teneur en protéines des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cuivre

Les résultats obtenus révèlent une diminution de la teneur en protéines chez les feuilles des plantes stressées à 2000, 2500, 3000 et 3500 ppm par rapport aux feuilles des plantes témoins (Figure 59). La teneur en protéines est plus importante dans les feuilles que dans les racines de la plante. La teneur en protéines dans les feuilles la plus basse (58.30 mg. g⁻¹ poids frais de protéines) est obtenue pour le traitement à 2000 ppm de cuivre comparativement aux témoins, Les valeurs obtenues pour les feuilles des plantes traitées à 2500, 3000 et 3500 ppm de cuivre augmentent légèrement à 62.60, 62.59 et 67.97 mg. g⁻¹ poids frais de protéines respectivement comparativement à celles des feuilles des plantes stressées à 2000 ppm de cuivre (Tableau 47). Par contre le taux de protéines dans les racines des plantes stressées à 2000, 2500, 3000 et 3500 ppm diminue légèrement de (42.39, 46.88, 39.60 et 47.47 mg. g⁻¹ poids frais de protéines) comparativement aux racines des plantes témoins (51.01 mg. g⁻¹ poids frais de protéines).

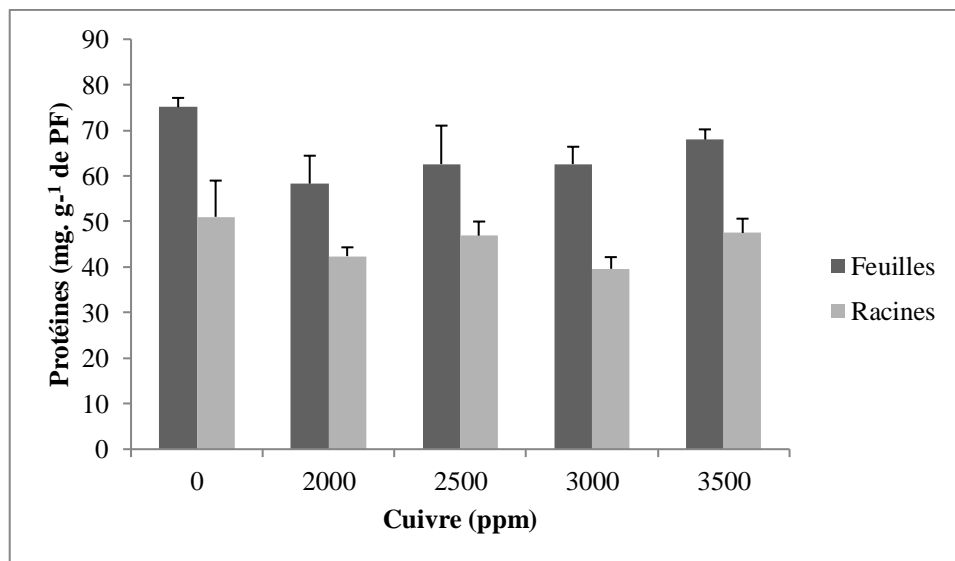


Figure 59 : Teneur en protéines (mg. g⁻¹ de poids frais) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cuivre

Tableau 47: Analyse statistique de la teneur en protéines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PF) sous l'effet de cuivre.

	Feuilles	Racines
Témoin	75.10±2.01	51.01±7.95
2000 ppm	58.30±6.13	42.39±1.92
2500 ppm	62.60±8.42	46.88±3.09
3000 ppm	62.59±3.80	39.60±2.56
3500 ppm	67.97±2.23	47.47±3.13

L'analyse de la variance révèle une différence très hautement significative du cuivre sur la teneur en protéines chez les feuilles des plantes stressées par rapport aux feuilles des plantes témoins. On note par contre une différence significative chez les racines des plantes stressées par rapport aux racines des plantes témoins.

1.3.5.2. Teneur en protéines des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au zinc

La teneur en protéines chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* est largement supérieure à celle des racines, les valeurs obtenues pour les feuilles des plantes traitées à 2500 ppm de zinc augmentent légèrement à 77.15 mg. g⁻¹ poids frais de protéines comparativement à celles des feuilles des plantes témoins (75.10 mg. g⁻¹ poids frais de protéines) (Figure 60). L'enrichissement des solutions à 5000, 7500 et 10000 ppm de zinc provoque une diminution plus importante (74.23, 70.46 et 68.00 mg. g⁻¹ poids frais de protéines respectivement). Par contre dans les racines, les teneurs en protéines des plantes stressées à 5000 ppm de zinc augmentent légèrement à 51.35 mg. g⁻¹ poids frais de protéines comparativement à celles des racines des plantes témoins (51.01 mg. g⁻¹ poids frais de protéines) (Tableau 48). Les teneurs en protéines des racines de la plante stressée au zinc varient de 43.63 mg. g⁻¹ poids frais pour la dose de 2500 ppm de Zn à 50.91 mg. g⁻¹ poids frais pour la dose de 10000 ppm de Zn.

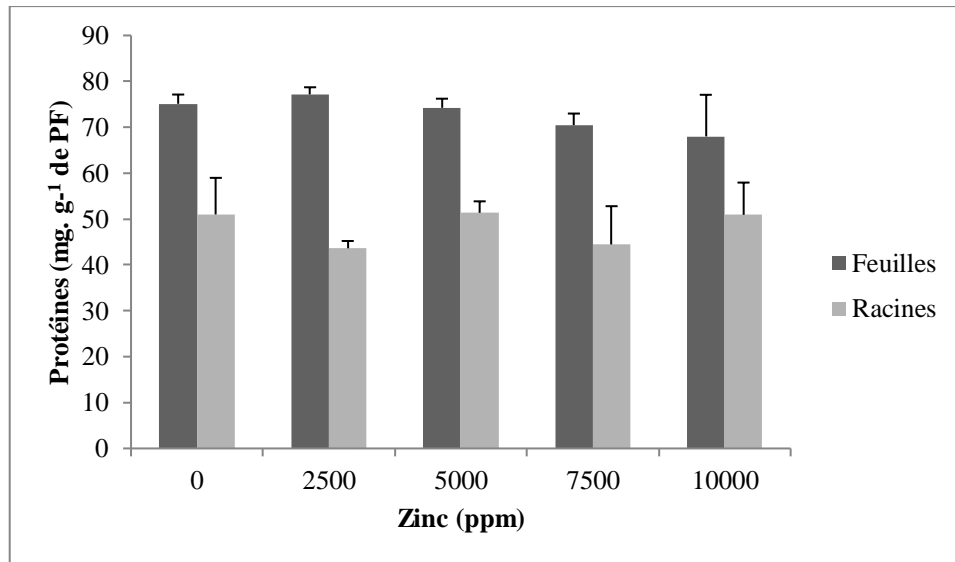


Figure 60 : Teneur en protéines (mg. g⁻¹ de poids frais) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au zinc

Tableau 48: Analyse statistique de la teneur en protéines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PF) sous l'effet de zinc.

	Feuilles	Racines
Témoin	75.10±2.01	51.01±7.95
2500 ppm	77.15±1.54	43.63±1.57
5000 ppm	74.23±1.98	51.35± 2.49
7500 ppm	70.46±2.51	44.46±8.32
10000 ppm	68.00±9.06	50.91±7.02

L'analyse statistique à l'aide du test de Newman-Keuls révèle que les teneurs en protéines accumulées dans les feuilles de l'*Atriplex canescens* sont hautement significatives ($P = 0.00$) par rapport aux feuilles des plantes témoins. Par contre elle est non significative dans les racines de la plante.

1.3.5.3. Teneur en protéines des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au plomb

Les résultats montrent que le taux des protéines dans les parties aériennes et racinaires de l'*Atriplex canescens* diminue proportionnellement avec l'augmentation de la concentration de plomb (Figure 61).

Dans les feuilles, la teneur en protéines passe de 75.10 mg. g⁻¹ poids frais chez les plantes témoins à (73.82, 66.40, 66.09 et 69.53 mg. g⁻¹ poids frais) dans des plantes stressées à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de plomb respectivement (Tableau 49).

La teneur en protéines des racines de la plante stressée au plomb varie de 48.14 mg. g⁻¹ poids frais pour la dose de 2500 ppm de Pb à 43.45 mg. g⁻¹ poids frais pour la dose de 10000 ppm de plomb.

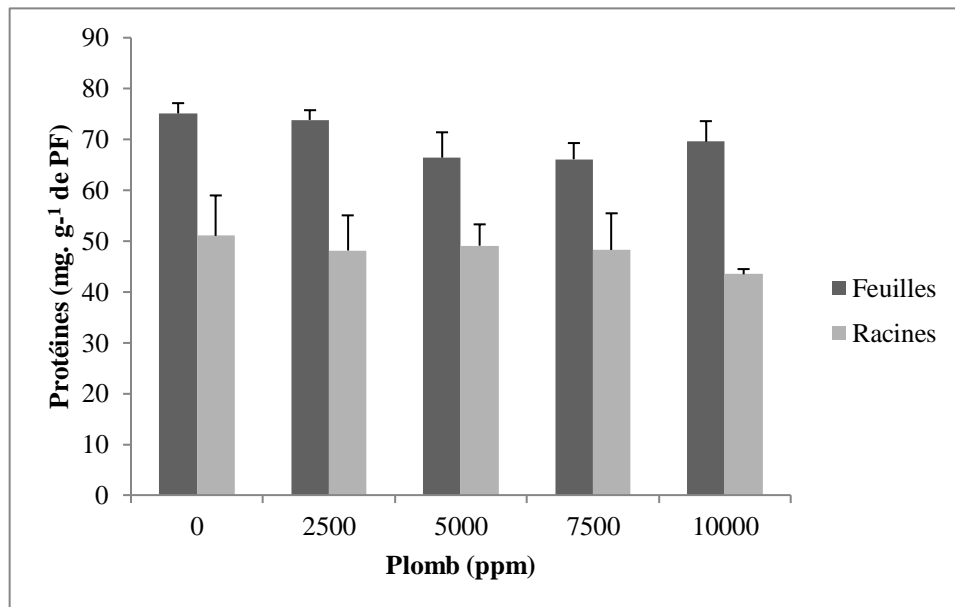


Figure 61 : Teneur en protéines (mg. g⁻¹ de poids frais) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au plomb

Tableau 49: Analyse statistique de la teneur en protéines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PF) sous l'effet de plomb.

	Feuilles	Racines
Témoin	75.10±2.01	51.01±7.95
2500 ppm	73.82±1.91	48.14±6.90
5000 ppm	66.40±4.98	49.08±4.19
7500 ppm	66.09±3.18	48.23±7.21
10000 ppm	69.53±4.04	43.45±1.01

L'analyse statistique montre un effet non significatif sur l'accumulation de protéines dans les feuilles et racines de la plante pour toutes les doses appliquées de plomb.

1.3.5.4. Teneur en protéines des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cadmium

Le taux des protéines dans les feuilles de l'*Atriplex canescens* diminue progressivement avec les doses croissantes du cadmium appliquées à la plante. La teneur en protéines est plus importante dans les feuilles que dans les racines de la plante (Figure 62).

Dans les feuilles de la plante, la teneur en protéines la plus basse (62.55 mg. g⁻¹ poids frais de protéine) est obtenue pour le traitement de 7500 ppm de cadmium, les teneurs en protéines (71.50, 69.72 et 67.84 mg. g⁻¹ poids frais de protéines) sont obtenues pour des traitements de 2500, 5000 et 10000 ppm de cadmium respectivement (Tableau 50).

Dans les racines de la plante, les teneurs en protéines les plus élevées (54.34 et 55.09 mg. g⁻¹ poids frais de protéines) sont obtenues pour des traitements de 7500 et 10000 ppm de cadmium respectivement. On note une légère diminution de protéines pour les doses stressantes de 2500 et 5000 ppm de cadmium (46.25 et 46.73 mg. g⁻¹ poids frais de protéines respectivement) comparativement au témoin (51.01 mg. g⁻¹ poids frais de protéines). On enregistre une légère augmentation de la teneur en protéines à partir de 7500 ppm par rapport au témoin.

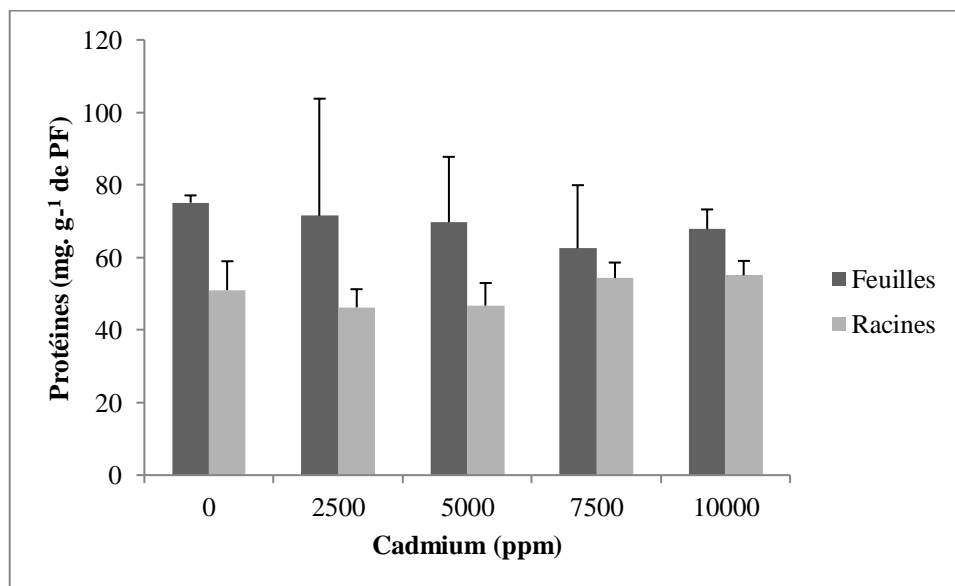


Figure 62: Teneur en protéines (mg. g⁻¹ de poids frais) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cadmium

Tableau 50: Analyse statistique de la teneur en protéines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (mg. g⁻¹ de PF) sous l'effet de cadmium.

	Feuilles	Racines
Témoin	75.10±2.01	51.01±7.95
2500 ppm	71.50±32.28	46.25±5.00
5000 ppm	69.72±18.02	46.73± 6.23
7500 ppm	62.55±17.38	54.34±4.26
10000 ppm	67.84±5.42	55.09±3.96

L'analyse statistique signale que l'effet de cadmium sur l'accumulation des protéines est non significatif dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens*.

1.3.6. Polyphénols totaux

1.3.6.1. Teneur en polyphénols totaux des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cuivre

Les résultats obtenus montrent une augmentation importante de la teneur en polyphénols totaux dans les feuilles et racines des plantes soumises au stress par le cuivre par rapport à la plante témoin (Figure 63).

Les valeurs obtenues pour les feuilles des plantes traitées à 2000 ppm augmentent légèrement à 3.03 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux comparativement à celles des feuilles des plantes témoins (3.01 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux). L'enrichissement des solutions à 2500, 3000 et 3500 ppm provoque une accumulation plus importante (3.33, 3.33 et 3.40 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux respectivement). Par contre les teneurs augmentent pour les racines passant de 3.09 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux sous le traitement à 2000 ppm à 3.28 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux sous le traitement à 3500 ppm (Tableau 51).

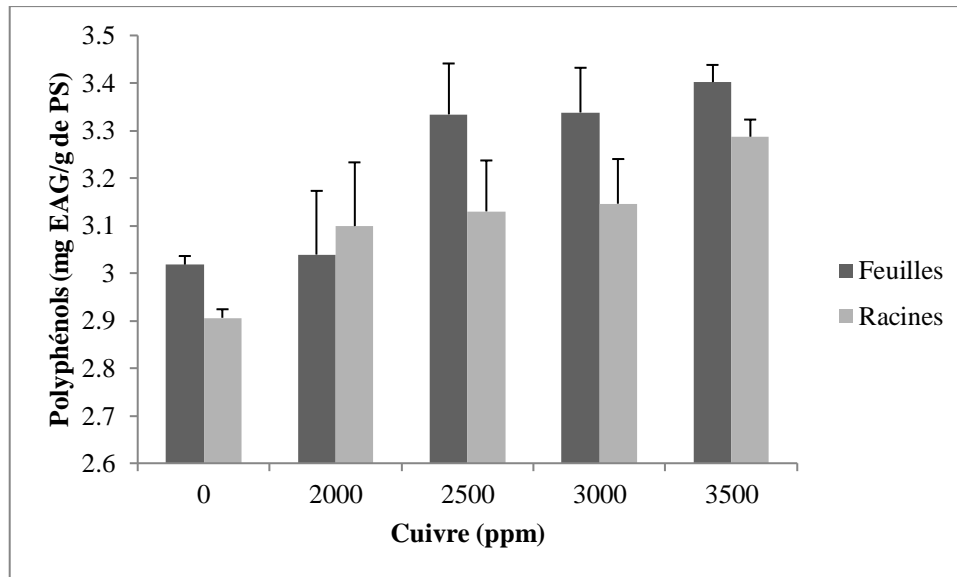


Figure 63 : Teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cuivre.

Tableau 51: Analyse statistique de la teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de cuivre.

	Feuilles	Racines
Témoin	3.01±0.01	2.90±0.01
2000 ppm	3.03±0.06	3.09±0.13
2500 ppm	3.33±0.02	3.13± 0.10
3000 ppm	3.33±0.03	3.14±0.09
3500 ppm	3.40±0.03	3.28±0.03

L'analyse statistique révèle que l'accumulation de polyphénols totaux est hautement significative dans les feuilles et dans les racines de la plante sous l'effet de tous les traitements au cuivre.

1.3.6.2. Teneur en polyphénols totaux des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au zinc

Le taux des polyphénols totaux dans les parties aériennes et racinaires de l'*Atriplex canescens* augmente avec l'augmentation de la concentration de zinc (Figure 64).

Pour les mêmes concentrations de zinc, l'accumulation des polyphénols totaux dans les feuilles est plus élevée que celle enregistrée dans les racines de la plante. Les

polyphénols totaux se répartissent de manière équilibrée dans les feuilles 3.22, 3.29, 3.30 et 3.31 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux aux doses stressantes 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de zinc respectivement (Tableau 52).

L'application de zinc entraîne une augmentation du taux des polyphénols dans les racines à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm (3.09, 3.22, 3.30 et 3.30 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux respectivement) par rapport au témoin (2.90 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux).

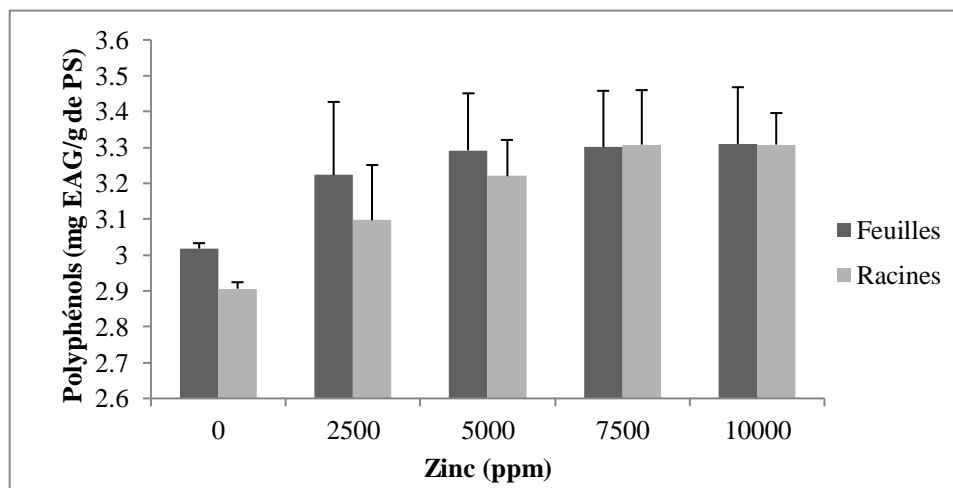


Figure 64 : Teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au zinc.

Tableau 52: Analyse statistique de la teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de zinc

	Feuilles	Racines
Témoin	3.01± 0.01	2.90± 0.01
2500 ppm	3.22±0.20	3.09±0.15
5000 ppm	3.29±0.15	3.22±0.10
7500 ppm	3.30±0.15	3.30±0.15
10000 ppm	3.30±0.15	3.30±0.08

L'analyse statistique à l'aide du test de Newman-Keuls montre un effet non significatif du traitement au zinc sur l'accumulation des polyphénols totaux dans les feuilles des plantes stressées en comparaison avec les feuilles des plantes témoins. Ainsi, les valeurs des teneurs en polyphénols totaux sous tous les traitements varient hautement significativement ($P = 0.00$) pour les racines de la plante.

1.3.6.3. Teneur en polyphénols totaux des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au plomb

Les résultats trouvés dans les plantes stressées au plomb à différentes concentrations (2500, 5000, 7500 et 10000 ppm), révèlent une augmentation de polyphénols totaux dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Figure 65). Les teneurs obtenus en polyphénols totaux sont élevées dans les feuilles de la plante (3.23, 3.28, 3.31 et 3.34 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux) que chez les racines (3.18, 3.18, 3.30 et 3.32 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux) (Tableau 53).

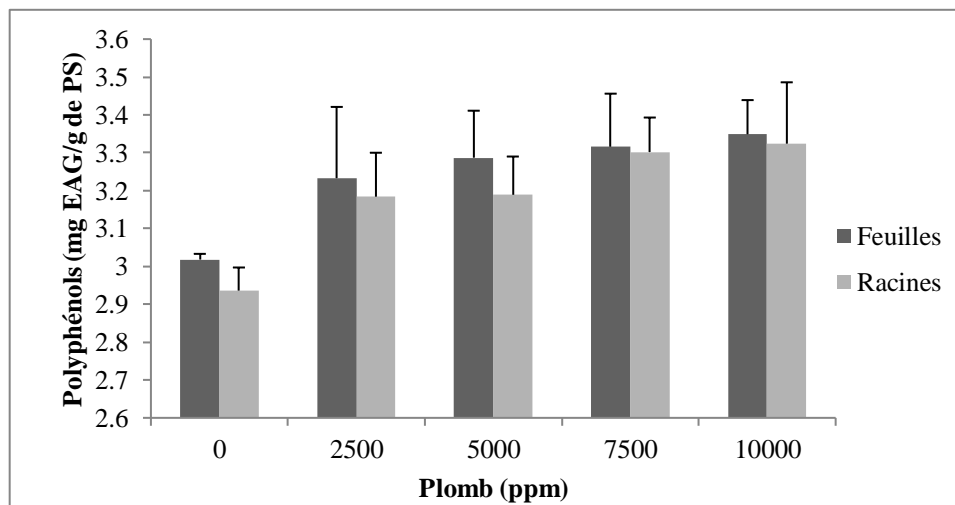


Figure 65 : Teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au plomb.

Tableau 53: Analyse statistique de la teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de plomb

	Feuilles	Racines
Témoin	3.01±0.01	2.90±0.01
2500 ppm	3.23±0.18	3.18±0.11
5000 ppm	3.28±0.12	3.18±0.10
7500 ppm	3.31±0.14	3.30±0.09
10000 ppm	3.34±0.09	3.32±0.16

L'analyse statistique à l'aide du test de Newman-Keuls révèle que les teneurs en polyphénols totaux accumulées dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* sont hautement significatives ($P = 0.00$) par rapport aux feuilles et racines des plantes témoins.

1.3.6.4. Teneur en polyphénols totaux des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cadmium

Les résultats montrent que l'accumulation de polyphénols totaux est plus importante dans les feuilles que dans les racines de la plante *Atriplex canescens*. L'accumulation de polyphénols totaux dans les feuilles et racines de la plante augmente progressivement avec des doses croissantes de cadmium (Figure 66).

Dans les feuilles, la teneur en polyphénols totaux la plus élevée (3.47 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux) est obtenue pour un traitement à 10000 ppm de cadmium, la teneur en polyphénols totaux (3.25, 3.30 et 3.42 mg EAG/g poids sec de polyphénols totaux) est obtenue pour des traitements à 2500, 5000 et 7500 ppm de cadmium respectivement (Tableau 54).

Dans les racines, la teneur en polyphénols totaux la plus élevée (3.38 mg EAG/g poids sec) est obtenue pour un traitement à 10000 ppm de cadmium.

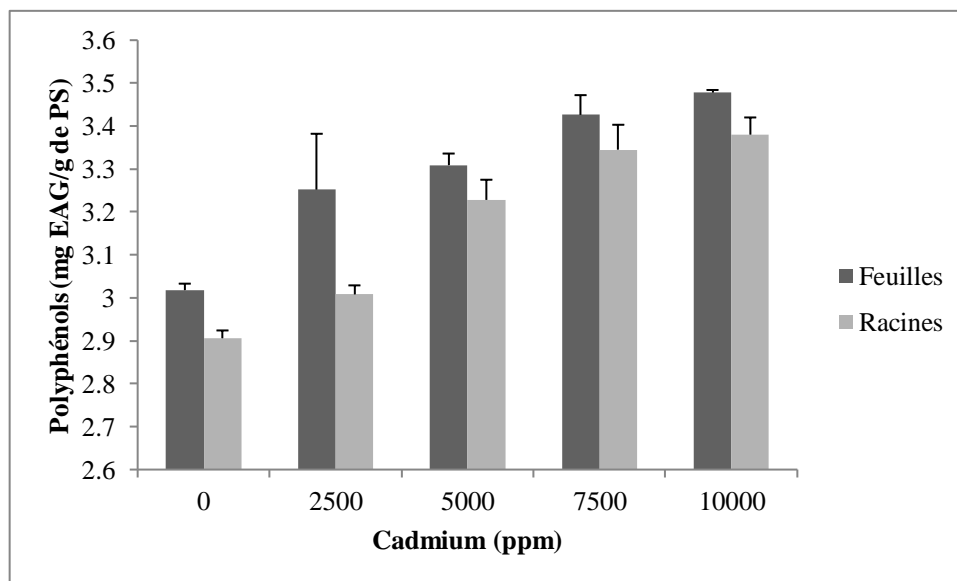


Figure 66 : Teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cadmium.

Tableau 54: Analyse statistique de la teneur en polyphénols totaux (mg EAG/g de poids sec) de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de cadmium

	Feuilles	Racines
Témoin	3.01±0.01	2.90±0.01
2500 ppm	3.25±0.13	3.00±0.02
5000 ppm	3.30±0.02	3.22± 0.04
7500 ppm	3.42±0.04	3.34±0.05
10000 ppm	3.47±0.006	3.38±0.04

L'analyse de la variance montre une différence très hautement significative du cadmium sur l'accumulation de polyphénols dans les feuilles et racines des plantes stressées par rapport aux feuilles et racines des plantes témoins.

1.3.7. Flavonoïdes

1.3.7.1. Teneur en flavonoïdes des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cuivre

Les résultats montrent que l'accumulation des flavonoïdes est plus importante dans les feuilles que dans les racines de la plante *Atriplex canescens* (Figure 67).

Dans les feuilles, la teneur en flavonoïdes la plus élevée (3.42 mg EQ/g poids sec de flavonoïdes) est obtenue pour un traitement à 3500 ppm de cuivre, la teneur en flavonoïdes (3.10, 2.68, 3.14 mg EQ/g poids sec de flavonoïdes) est obtenue pour des traitements à 2000, 2500 et 3000 ppm de cuivre respectivement (Tableau 55).

Dans les racines, la teneur en flavonoïdes la plus élevée (0.88 mg EQ/g poids sec) est obtenue pour le traitement à 3500 ppm. On note une légère diminution des flavonoïdes à des concentrations de 2000, 2500 et 3000 ppm (0.36, 0.34 et 0.38 mg EQ/g poids sec de flavonoïdes respectivement) par rapport au témoin (0.53 mg EQ/g poids sec de flavonoïdes).

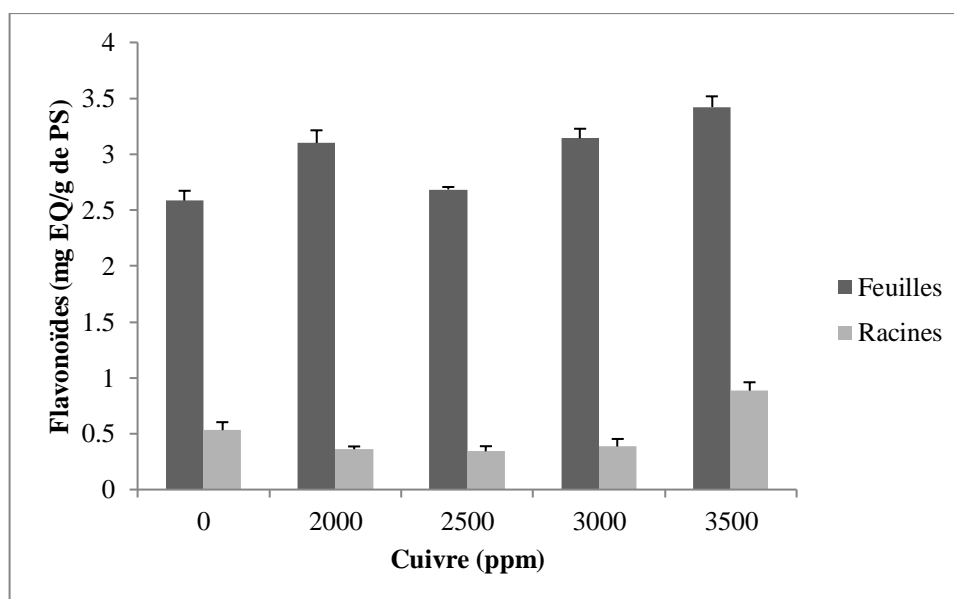


Figure 67 : Teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cuivre.

Tableau 55: Analyse statistique de la teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de cuivre

	Feuilles	Racines
Témoin	2.58±0.08	0.53±0.07
2000 ppm	3.10±0.11	0.36±0.02
2500 ppm	2.68±0.02	0.34±0.04
3000 ppm	3.14±0.08	0.38±0.06
3500 ppm	3.42±0.09	0.88±0.07

L'analyse statistique indique que l'effet de cuivre sur l'accumulation des flavonoïdes est hautement significatif dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens*.

1.3.7.2. Teneur en flavonoïdes des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au zinc

Les résultats montrent une augmentation de la teneur en flavonoïdes dans les feuilles et racines chez la plante de l'*Atriplex canescens*.

Dans les feuilles, il y a une augmentation importante des flavonoïdes des plantes soumises au stress par de zinc par rapport au témoin alors que dans les feuilles des plantes soumises à 7500 ppm la teneur en flavonoïdes diminue légèrement (Figure 68).

L'application de zinc entraîne une diminution du taux des flavonoïdes dans les racines à 2500, 5000 et 7500 ppm (0.33, 0.43 et 0.46 mg EQ/g poids sec de flavonoïdes) successivement, par rapport au témoin (0.53 mg EQ/g poids sec de flavonoïdes). Alors que dans les racines des plantes soumises à 10000 ppm la teneur en flavonoïdes augmente légèrement par rapport au témoin (Tableau 56).

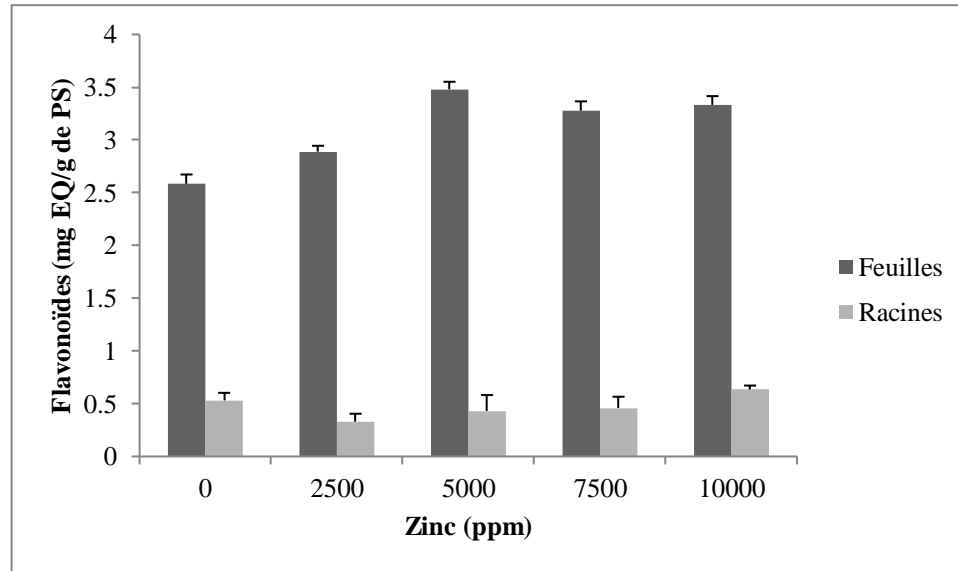


Figure 68 : Teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au zinc.

Tableau 56: Analyse statistique de la teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de zinc

	Feuilles	Racines
Témoin	2.58±0.08	0.53±0.07
2500 ppm	2.88±0.05	0.33±0.07
5000 ppm	3.48±0.07	0.43± 0.15
7500 ppm	3.27±0.08	0.46±0.10
10000 ppm	3.33±0.08	0.63±0.03

L'analyse statistique signale que l'effet de zinc sur l'accumulation des flavonoïdes est hautement significatif dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens*.

1.3.7.3. Teneur en flavonoïdes des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au plomb

Le taux de flavonoïdes dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* augmente progressivement avec les doses croissantes du plomb appliquées à la plante. La teneur en flavonoïdes est plus importante dans les feuilles que dans les racines de la plante (Figure 69).

Dans les feuilles, la teneur en flavonoïdes la plus élevée (3.70 mg EQ/g poids sec de flavonoïde) est obtenue pour le traitement de 10000 ppm de plomb. On note une légère diminution de flavonoïde pour la dose stressante de 2500 ppm de plomb (2.57 mg EQ/g poids sec de flavonoïde) comparativement au témoin (2.58 mg EQ/g poids sec de flavonoïde) (Tableau 57).

Au contraire dans les racines de la plante *Atriplex canescens* les flavonoïdes s'accroissent de manière très lente lorsque la concentration en plomb augmente.

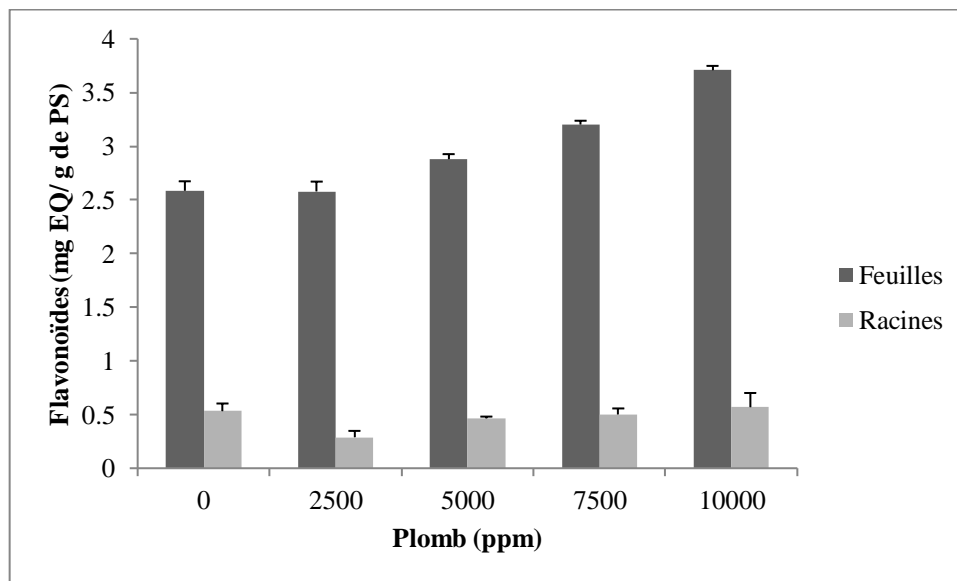


Figure 69 : Teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au plomb.

Tableau 57: Analyse statistique de la teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de plomb

	Feuilles	Racines
Témoin	2.58±0.08	0.53±0.07
2500 ppm	2.57±0.09	0.28±0.05
5000 ppm	2.87±0.04	0.46±0.01
7500 ppm	3.20±0.03	0.50±0.05
10000 ppm	3.70±0.04	0.56±0.13

L'analyse statistique indique que les flavonoïdes s'accumulent de manière hautement significative dans les feuilles et les racines de la plante avec tous les traitements de plomb.

1.3.7.4. Teneur en flavonoïdes des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cadmium

Les résultats révèlent que le cadmium appliqué entraîne une augmentation du taux des flavonoïdes dans les feuilles de la plante à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm (2.72, 3.30, 3.51 et 3.39 mg EQ/g poids sec de flavonoïdes respectivement) par rapport au témoin (2.58 mg EQ/g poids sec de flavonoïdes), par contre dans les racines, l'accumulation des flavonoïdes diminue progressivement avec des doses croissantes du cadmium (Tableau 58). Alors que dans les racines des plantes soumises à 10000 ppm la teneur en flavonoïdes augmente légèrement par rapport au témoin (Figure 70).

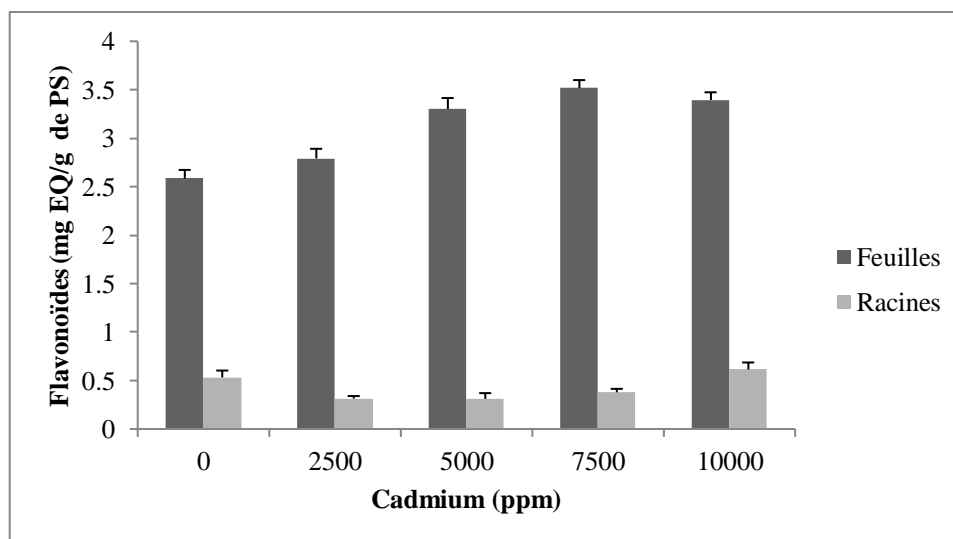


Figure 70 : Teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressée au cadmium.

Tableau 58: Analyse statistique de la teneur en flavonoïdes (mg EQ/g de poids sec) de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet de cadmium

	Feuilles	Racines
Témoin	2.58±0.08	0.53±0.07
2500 ppm	2.79±0.09	0.31±0.02
5000 ppm	3.30±0.11	0.31±0.05
7500 ppm	3.51±0.08	0.37±0.03
10000 ppm	3.39±0.07	0.61±0.07

L'étude statistique met en évidence une réponse hautement significative de l'effet du cadmium sur l'accumulation des flavonoïdes dans les feuilles et les racines des plantes stressés par rapport aux plantes témoins de l'*Atriplex canescens*.

1.4. Teneur des métaux lourds dans les feuilles et racines de la plante

1.4.1. Teneur en cuivre dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cuivre

Les résultats obtenus révèlent que le stress au cuivre appliqué à la plante entraîne une augmentation de la teneur en cuivre dans les feuilles et racines à 2000, 2500, 3000 et 3500 ppm de cuivre par rapport au témoin (Figure 71). La teneur en cuivre chez les feuilles des plantes témoins est identique à celle des racines des plantes témoins (8.70 ppm de Cu contre 8.09 ppm de Cu). On enregistre chez les plantes stressées au cuivre, une teneur plus élevée de cuivre dans les feuilles comparativement aux racines de la plante. Le taux de cuivre à la dose de 2000 ppm de cuivre est plus élevé dans les racines comparativement aux feuilles de la plante.

Dans les feuilles, la teneur en cuivre la plus élevée (566.16 ppm) est obtenue pour le traitement de 3000 ppm de cuivre, d'autre part la concentration de cuivre la plus faible (19.18 ppm) est obtenue pour le traitement de 2000 ppm de cuivre (Tableau 59).

Dans les racines, la teneur en cuivre la plus élevée (457.46 ppm) est obtenue pour la dose de 2500 ppm de Cu, les teneurs moyennes de cuivre (327.76, 305.1 et 99.37 ppm) sont obtenues pour des traitements de 2000, 3000 et 3500 ppm de cuivre respectivement.

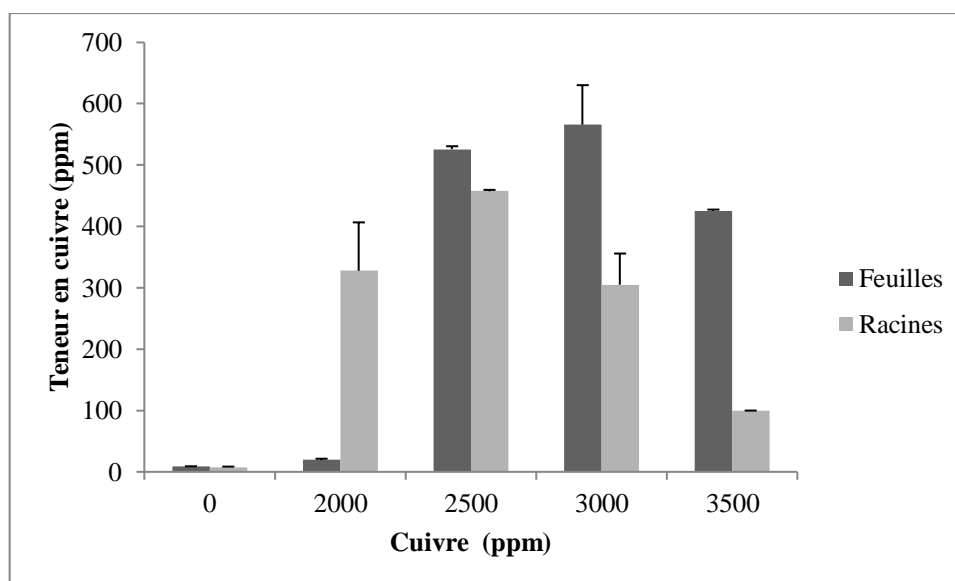


Figure 71: Effet de l'accumulation du cuivre dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

Tableau 59: Analyse statistique de la teneur en cuivre de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de cuivre.

	Feuilles	Racines
Témoin	8.70± 0.37	8.09± 0.46
2000ppm	19.18±2.22	327.76±78.94
2500ppm	526.16±4.64	457.46± 2.22
3000ppm	566.16±64.23	305.1±50.80
3500ppm	425.66±1.89	99.37±0.54

L'analyse de la variance montre un effet hautement significatif du cuivre sur les feuilles et racines de la plante.

1.4.2. Teneur en zinc dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au zinc

Les résultats montrent que la teneur en zinc chez les racines est largement supérieure à celle des feuilles de l'*Atriplex canescens*. (Figure 72).

L'accumulation de zinc dans les feuilles et racines de la plante augmente progressivement avec des doses croissantes de zinc. La teneur moyenne de zinc dans les feuilles de la plante varie de 2.33 ppm pour la dose de 2500 ppm de Zn à 43.70 ppm pour la dose de 10000 ppm de Zn.

Dans les racines de la plante, L'enrichissement des solutions à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de zinc provoque une accumulation plus importante (12.68, 60.53, 180.24 et 369.8 ppm respectivement) (Tableau 60).

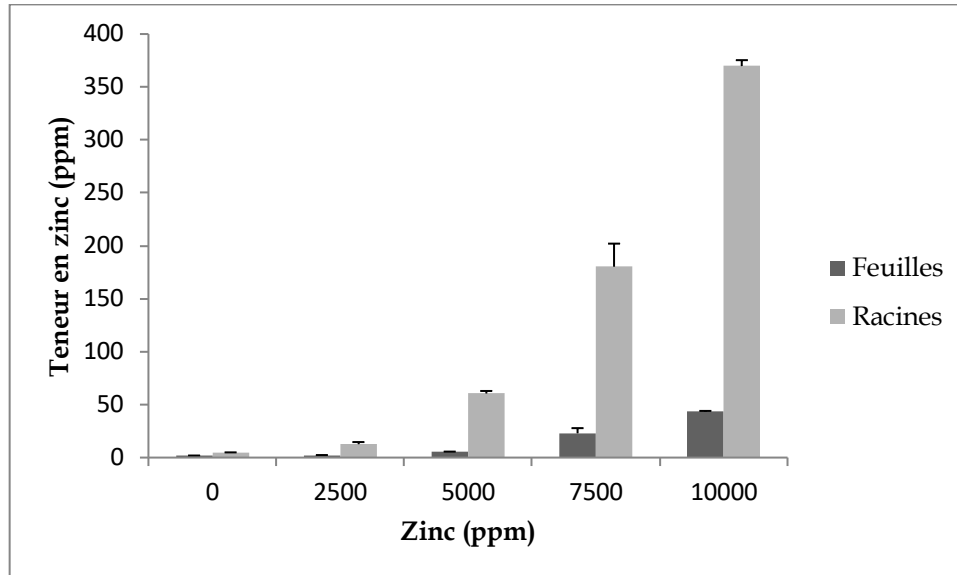


Figure 72: Effet de l'accumulation du zinc dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

Tableau 60: Analyse statistique de la teneur en zinc de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de zinc.

	Feuilles	Racines
Témoin	1.84± 0.085	4.69± 0.21
2500 ppm	2.33±0.049	12.68±1.97
5000 ppm	5.38±0.24	60.53±2.35
7500 ppm	22.96±4.85	180.24±21.79
10000 ppm	43.70±0.34	369.8±5.54

L'analyse statistique à l'aide de test de Newman-keuls montre un effet hautement significatif du Zn sur les feuilles et racines chez l'*Atriplex canescens*.

1.4.3. Teneur en plomb dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au plomb

Les résultats montrent que l'accumulation de plomb est plus importante dans les racines que dans les feuilles de l'*Atriplex canescens*. L'accumulation de plomb dans les feuilles et racines de la plante augmente progressivement avec des doses croissantes de

plomb (Figure 73). On note une concentration négligeable de plomb dans les feuilles des plantes témoins (7.02 ppm) comparativement aux racines des plantes témoins (13.38 ppm).

Les teneurs obtenues pour les feuilles des plantes traitées à 2500 et 10000 ppm de plomb augmentent légèrement à (470.7 et 1814.517 ppm respectivement) comparativement à celles des racines (137.402 et 1672.667 ppm respectivement) (Tableau 61).

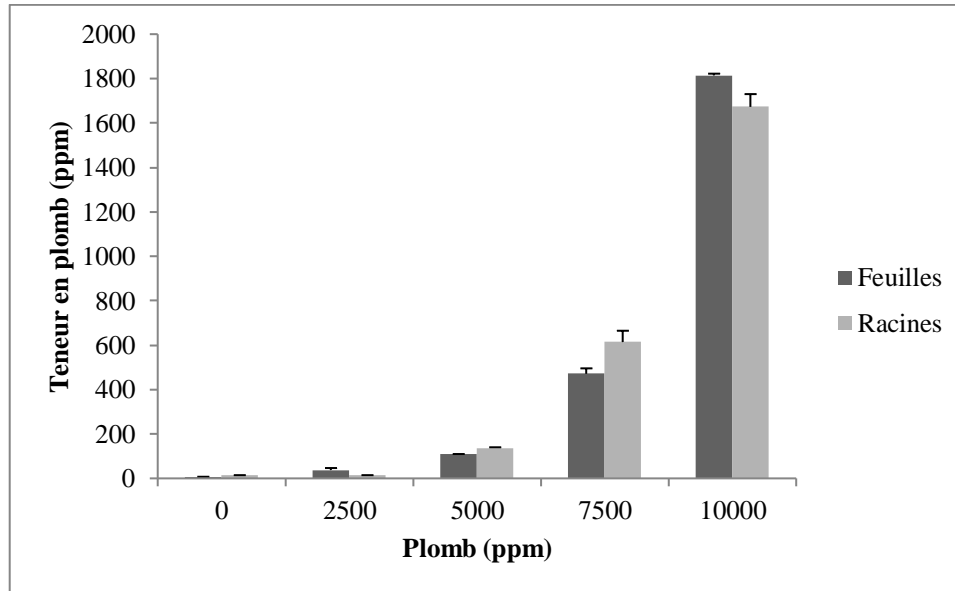


Figure 73: Effet de l'accumulation du plomb dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

Tableau 61: Analyse statistique de la teneur en plomb de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de plomb.

	Feuilles	Racines
Témoin	7.02±0.21	13.38±1.10
2500 ppm	37.70±8.82	13.3±1.14
5000 ppm	108.97±0.59	137.40± 2.63
7500 ppm	470.7±24.61	614.04±50.69
10000 ppm	1814.51±7.57	1672.66±57.51

L'analyse de la variance montre un effet hautement significatif du plomb sur les feuilles et racines des plantes stressées par rapport aux plantes témoins.

1.4.4. Teneur en cadmium dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* stressée au cadmium

Les résultats obtenus montrent une augmentation importante de la teneur en cadmium dans les feuilles et racines des plantes soumises au stress par le cadmium par rapport à la plante témoin (Figure 74). L'accumulation de cadmium dans les feuilles pour les doses 2500, 5000 et 7500 ppm est plus élevée que celle enregistrée dans les racines de la plante. Contrairement à la dose 10000 ppm de Cd qui présente une accumulation plus importante dans les racines comparativement aux feuilles de la plante.

Dans les feuilles, la teneur en cadmium la plus élevée (2765.66 ppm) est obtenue pour la dose de 5000 ppm de Cd. Par contre la teneur en cadmium obtenue pour les feuilles des plantes traitées à 7500 et 10000 ppm de cadmium diminue à 1733 et 392.879 ppm respectivement comparativement à celle des feuilles des plantes stressées à 2500 et 5000 ppm. La teneur moyenne de cadmium dans les racines de la plante varie entre 162.44 ppm à la dose de 2500 ppm de Cd et 891.384 ppm à la dose de 10000 ppm de Cd (Tableau 62).

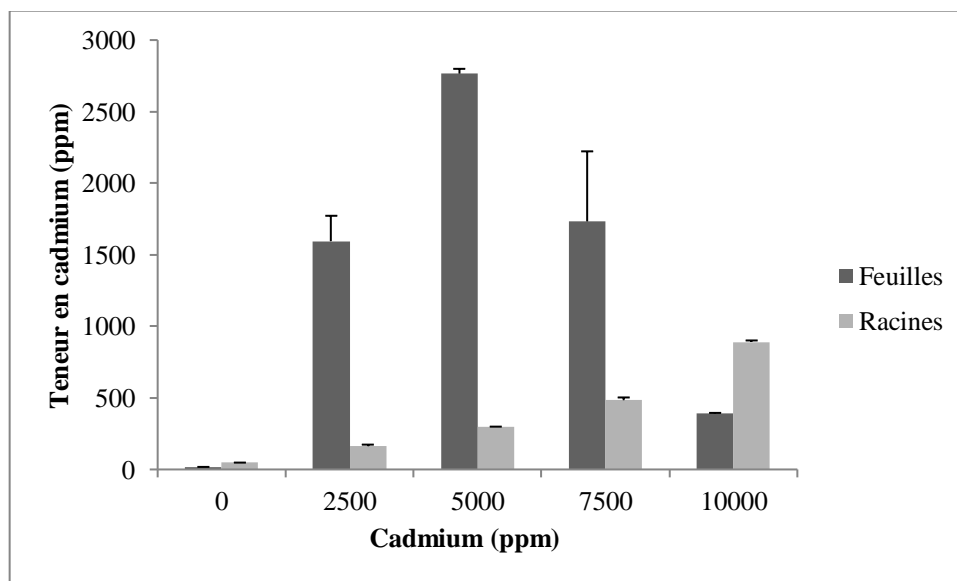


Figure 74: Effet de l'accumulation du cadmium dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

Tableau 62: Analyse statistique de la teneur en cadmium de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de cadmium.

	Feuilles	Racines
Témoin	17.50± 0.27	47.62± 0.29
2500 ppm	1595.16±176.98	162.44±10.99
5000 ppm	2765.66±33.14	6,78± 1.70
7500 ppm	1733±489.40	484.11±18.76
10000 ppm	392.87±2.12	891.38±9.82

L'analyse statistique montre un effet hautement significatif ($P = 0.00$) du cadmium sur les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens*.

1.5. Spéciation et la mobilité des métaux lourds dans le sol

1.5.1. Cuivre

Les résultats des extractions séquentielles montrent que le Cu est très peu échangeable et localisé surtout dans la matière organique. Les teneurs moyennes de cuivre lié à la matière organique varient de 0.45 ppm pour la dose 2000 ppm de Cu à 141.5 ppm pour la dose 3500 ppm de Cu (Tableau 63). Donc le cuivre est considéré comme un élément peu mobile (Figure 75).

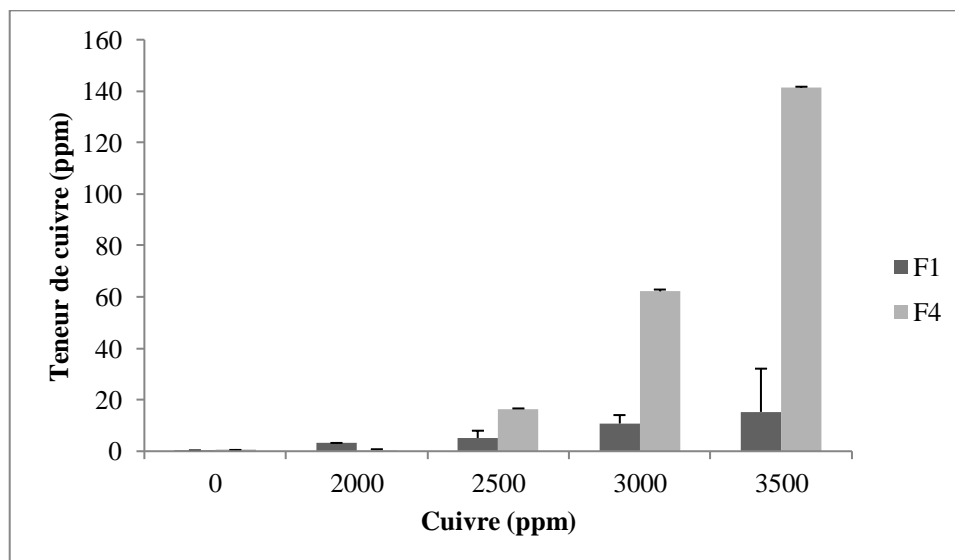


Figure 75 : Distribution de cuivre dans les différentes phases de sol

Tableau 63: Analyse statistique de la distribution de cuivre dans les différentes phases de sol (ppm)

	Fraction échangeable (F1)	Fraction organique ou fraction oxydable (F4)
Témoin	0.31±0.007	0.50±0.01
2000 ppm	3.21±0.31	0.45±0.007
2500 ppm	5.16±0.20	16.43±2.81
3000 ppm	10.78±0.68	62.17±3.26
3500 ppm	15.30±0.21	141.5±16.79

L'analyse de la variance montre un effet hautement significatif du cuivre sur la fraction échangeable (F1) et la fraction organique ou fraction oxydable (F4).

1.5.2. Zinc

Les résultats montrent que la fraction échangeable et oxydable augmente proportionnellement avec l'augmentation de la concentration de zinc (Figure 76).

Le Zn est très peu échangeable, celui qui a les plus fortes teneurs dans la phase oxydable atteignant des maximums de 119.95, 199.87 et 221.79 ppm pour les doses 5000, 7500 et 10000 respectivement, ceci indique une faible mobilité du Zn (Tableau 64).

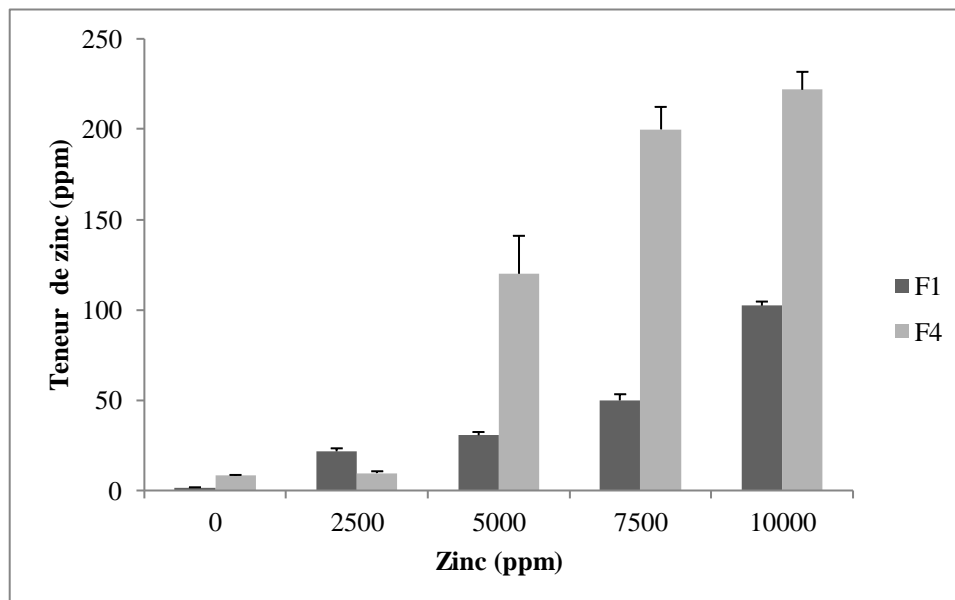


Figure 76 : Distribution de zinc dans les différentes phases de sol

Tableau 64: Analyse statistique de distribution de zinc dans les différentes phases de sol (ppm)

	Fraction échangeable (F1)	Fraction organique ou fraction oxydable (F4)
Témoin	1.55±0.22	8.38±0.23
2500 ppm	21.70±1.63	9.66±0.98
5000 ppm	30.62±1.75	119.95±21.00
7500 ppm	49.87±3.40	199.87±12.44
10000 ppm	102.33±2.24	221.79±9.93

L'analyse de la variance montre un effet hautement significatif sur la fraction échangeable (F1) et la fraction organique ou fraction oxydable (F4).

1.5.3. Plomb

L'analyse des résultats montre que le Pb est préférentiellement lié aux matières organiques. La teneur en plomb présente dans la phase oxydable varie de 0.88 ppm pour la dose de 2500 ppm de Pb à 59.41 ppm pour la dose de 10000 ppm de Pb (Tableau 65). D'autre part, il est très peu échangeable. Les teneurs en plomb dans la phase échangeable sont négligeables atteignant de valeur maximum de (2.65 ppm) pour la dose de 10000 ppm. D'après ces résultats le Pb est potentiellement peu mobile (Figure 77).

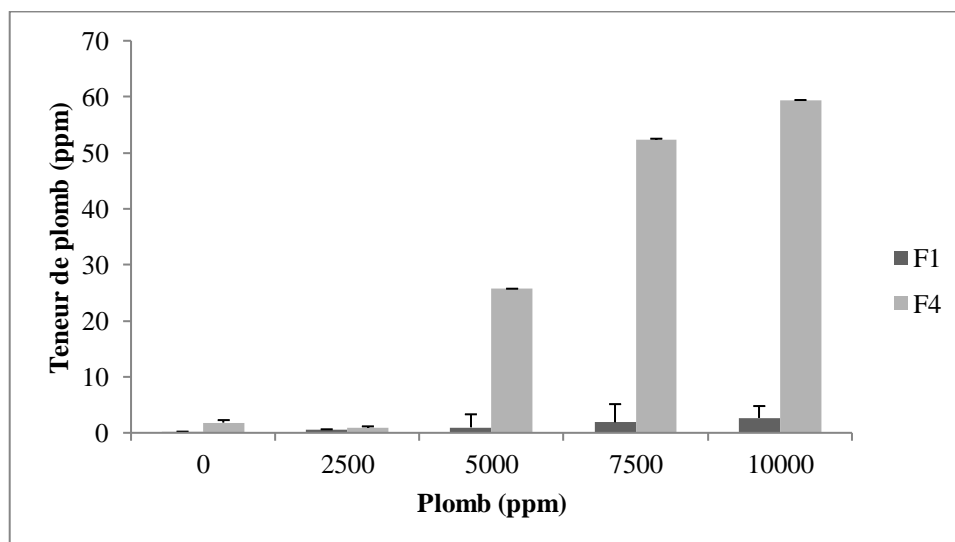


Figure 77. Distribution du plomb dans les différentes phases de sol

Tableau 65: Analyse statistique de distribution de plomb dans les différentes phases de sol (ppm)

	Fraction échangeable (F1)	Fraction organique ou fraction oxydable (F4)
Témoin	0.14±0.45	1.81±0.07
2500 ppm	0.62±0.27	0.88±0.009
5000 ppm	0.98±0.02	25.70±2.23
7500 ppm	1.88±0.14	52.36±3.24
10000 ppm	2.65±0.006	59.41±2.12

L'analyse statistique à l'aide de test de Newman-keuls montre un effet hautement significatif du plomb sur la fraction échangeable (F1) et la fraction oxydable (F4).

1.5.4. Cadmium

La distribution du cadmium dans les différentes phases de sol augment avec l'augmentation de la concentration de cadmium (Figure 78).

Le cadmium est très échangeable. La plus forte teneur dans la phase échangeable 245.26 ppm est obtenue pour la dose de 10000 ppm de Cd, les valeurs moyennes de la phase échangeable (85.17, 164.107 et 238.86 ppm) sont obtenues pour des traitements de 2500, 5000 et 7500 ppm de cadmium respectivement. D'autre part, il est très faiblement lié par la fraction oxydable avec un maximum de 140 ppm pour la dose de 7500 ppm de Cd . D'après ces résultats le Cd est potentiellement très mobile (Tableau 66).

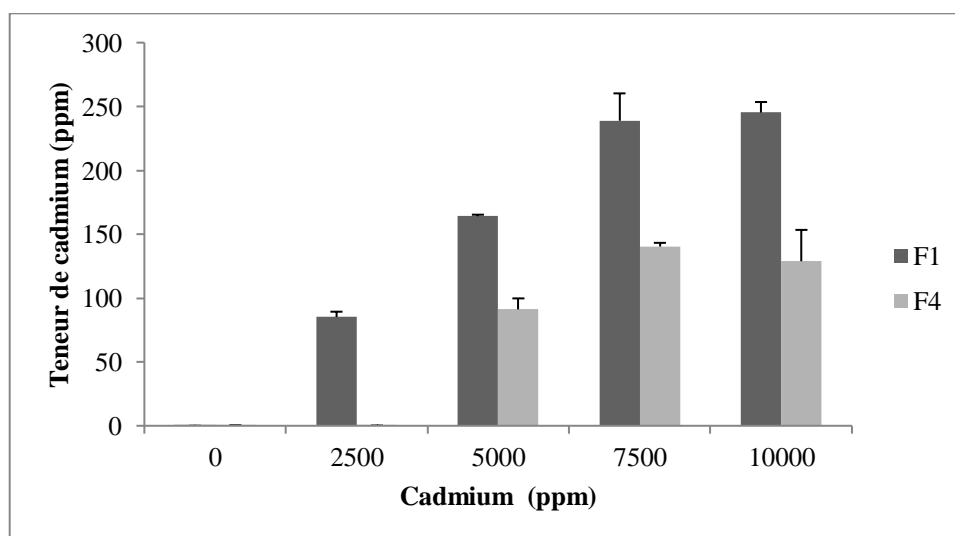


Figure 78: Distribution de cadmium dans les différentes phases de sol

Tableau 66: Analyse statistique de distribution de cadmium dans les différentes phases de sol (ppm)

	Fraction échangeable (F1)	Fraction organique ou fraction oxydable (F4)
Témoin	0.02±0.001	0.25±0.12
2500 ppm	85.17±4.14	0.18±0.01
5000 ppm	164.10±1.18	91.20±8.53
7500 ppm	238.86±21.42	140.37±2.86
10000 ppm	245.26±8.24	128.87±24.52

L'analyse statistique à l'aide de test de Newman-keuls montre un effet hautement significatif du cadmium sur la fraction échangeable (F1) et la fraction organique ou fraction oxydable (F4).

2. Discussion

Les résultats obtenus montrent que le stress des métaux lourds induit des changements dans les plantes conduisant à une diminution de la surface foliaire, inhibent l'allongement de la racine, réduisent la hauteur de la plante, la biomasse sèche et fraîche, une perturbation des fonctions physiologiques et biochimiques, et la photosynthèse semble très sensible à la toxicité des métaux lourds.

2.1. Paramètres morphologiques

2.1.1. Effet des métaux lourds sur la surface foliaire chez l'*Atriplex canescens*

➤ Cuivre

Les résultats de notre étude révèlent une diminution importante de la surface foliaire des plantes stressées par le cuivre à différentes concentrations par rapport à la plante témoin. Cependant, les plus fortes réductions ont été enregistrées sous les doses 3000 et 3500 ppm de cuivre.

Nos résultats sont conformes aux travaux de **Cuypers et al. (2004)**, qui rapportent que le traitement par le Cu induit une réduction estimée à 23% de la surface foliaire des plantes *Phaseolus vulgaris* L. D'autres travaux démontrent également que l'application croissante de cuivre entraîne une réduction des surfaces foliaires chez la fève (**Benouis, 2012**).

Selon plusieurs auteurs le cuivre est un élément indispensable à l'état de trace pour de nombreux processus cellulaires. Il peut devenir toxique lorsque la concentration dépasse un certain seuil. La phytotoxicité de Cu se manifeste principalement à travers de la rhizotoxicité et parfois de la mise en place d'une déficience induite en Fe (**Woolhouse et Walker, 1981 ; Kabata-Pendias et Pendias, 1992 ; Marschner, 1995**). Ceci est due à une diminution de transport des sucres et des carbohydrates vers les cellules en croissance, et inhibe les amylases et phosphatases (**Mihoub et al., 2005**).

➤ Zinc

Les résultats obtenus indiquent que l'application de zinc aux doses 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm entraîne une diminution de la surface foliaire par rapport à la plante témoin.

Selon **Abassi et al. (2018)**, L'excès du Zn a réduit significativement la surface foliaire totale chez les plantes des clones de salix évalués par rapport à leurs témoins.

Plusieurs travaux ont démontré que lorsque le stress métallique augmente la transpiration et la surface foliaire diminuent. La transpiration varie en fonction de la surface foliaire, par relation de proportionnalité (**Auge et al., 1986**). Les concentrations élevées réduisent fortement la surface foliaire de la plante. Une limitation de la surface foliaire et le

contrôle de l'ouverture et la fermeture des stomates a été adopté par **(Begg et Turner, 1976 ; Blum et al., 1981; Ievett, 2002)**.

➤ **Plomb**

La surface foliaire dans toutes les plantes stressées par le plomb diminue progressivement avec des doses croissantes de ce métal. La surface foliaire de la plante est influencée par l'effet nocif des métaux lourds. Le traitement par le Pb induit une réduction de la surface foliaire des plantes *Lathyrus sativus* **(Judicaëlle, 2008)**.

➤ **Cadmium**

La surface foliaire de l'*Atriplex canescens* diminue proportionnellement avec l'augmentation de la concentration de cadmium. Ces résultats sont confirmés par plusieurs chercheurs démontrant une diminution de la surface foliaire dans *Brassica juncea* soumis au cadmium **(Irfan et al., 2014)**. La diminution de la surface foliaire peut être causée d'une part, par l'abscission des feuilles **(Quarrie, 1985)** et d'autre part, par la fermeture des stomates **(Hartung et al., 1988)**.

La réduction de la croissance des végétaux induit la réduction de la surface photosynthétique. L'effet qui permet la réduction de la surface transpirante de la feuille est considérée comme un paramètre de tolérance **(Blum, 1988 ; Monneveux, 1991)**.

2.1.2. Effet des métaux lourds sur la longueur des tiges et racines chez l'*Atriplex canescens*

Le traitement par les différentes concentrations de cuivre, zinc, plomb et cadmium inhibe la hauteur des tiges et l'élongation des racines des plantes de l'*Atriplex canescens*.

Nos résultats montrent aussi que la longueur des tiges est largement supérieure à celle de la longueur des racines de l'*Atriplex canescens*.

Adriano (2001) ; Sandialo et al. (2001) ; Sobkowiak et Deckert (2003) démontrent que la réduction de croissance est généralement observée lorsque des plantes sont soumises à un stress. Plusieurs travaux ont signalé que la réduction du développement des racines et des tiges de la plante est due aux effets toxiques des teneurs élevées de stress métallique et au déséquilibre de la disponibilité en nutriment **(Datta et al., 2009)**. Cela concerne tout particulièrement les racines qui sont directement en contact avec les ETM du sol **(Baker et Walker, 1989)**. Par ailleurs, cette inhibition de croissance peut être causée par une carence en certains minéraux essentiels à la croissance racinaire provoquée par la présence de fortes concentrations en métaux **(Sharma et Dubey, 2005 ; Zou et al., 2010)** qui interviennent dans

les mécanismes d'élongation cellulaire (**Reymond et al., 2006**) et dans l'activité du méristème (**Jain et al., 2007**).

➤ **Cuivre**

Les résultats obtenus indiquent que la réduction de la longueur racinaire et la longueur des tiges chez l'*Atriplex canescens* stressée par le cuivre, elle est diminuée en fonction des doses appliquées.

Chez des plantes cultivées en milieu contaminé en Cu, on observe des inhibitions de la croissance racinaire, des malformations des racines, une diminution de l'élongation racinaire (**Cook et al., 1997 ; Brun et al., 2003 ; Inaba et Takenaka, 2005**).

L'inhibition de la croissance racinaire peut s'expliquer par les processus de lignification. Quand le Cu est en excès dans les cellules des racines la concentration en H₂O₂ et les quantités de peroxydases impliquées dans la synthèse de la lignine augmentent (**Lin et al., 2005**). L'augmentation de la lignine peut engendrer une diminution de l'accessibilité du Cu aux cellules (**Cuypers, 2000**). La lignine peut aussi se lier avec les polysaccharides des parois cellulaires, ce qui va les rigidifier et gêner la croissance des cellules (**Dos Santos et al., 2004**).

D'après **Pahlsson (1989)**, le cuivre généralement atteint le développement racinaire par l'inhibition de la croissance des racines latérales et de l'initiation de la croissance des racines des jeunes plantes. L'application du cuivre au sol diminue la hauteur de la plante et a causé des réductions de 39% et 50% en comparaison avec le témoin (**Sonmez et al., 2006**), ce qu'il confirme nos résultats. Les résultats de notre étude sont en accord avec ceux rapportés par (**Kopittke et Menzies, 2006 ; Kopittke et al., 2007a, b, 2008**) chez le *Vigna unguiculata* L., chez la fève (**Benouis, 2012**), chez la tomate (*Lycopersicon esculentum*. Mill) (**Hemeir, 2015**) et *Triticum aestivum* L. cultivé en hydroponie en fonction de l'exposition des racines au cuivre (**Kinraide et al., 2004**).

➤ **Zinc**

Les résultats obtenus montrent une réduction importante de la longueur des tiges et racines des plantes stressées par le zinc à différentes concentrations (2500, 5000, 7500 et 10000 ppm) par rapport à la plante témoin. Cela peut être expliqué par l'effet nocif de zinc sur la croissance qui entraîne une réduction de la longueur des tiges et racines de l'*Atriplex canescens*. Les plantes contaminées par le zinc présentent une inhibition de la croissance se caractérise par une croissance réduite des racines, l'augmentation de l'épaississement de la racine, et altération de la division-élongation cellulaire (**Mustafa et Komatsu, 2016**). Des

résultats similaires ont été observés chez *Populus sp.* attribuables à une toxicité du zinc (**Di Baccio et al., 2009**) qui a réduit l'allongement de la racine principale et a ralenti le développement des racines latérales (**Ren et al., 1993**).

➤ **Plomb**

Les résultats obtenus montrent une diminution importante de la longueur des tiges et la longueur des racines des plantes stressées par le plomb à différentes concentrations (2500, 5000, 7500 et 10000 ppm) par rapport à la plante témoin. Ces résultats sont concordants avec ceux de **Brunet (2008)**, qui présentent chez les plantes contaminées par le plomb, un ralentissement de leur développement et une inhibition de la croissance des racines et des parties aériennes. Le ralentissement du développement racinaire est la première réponse des plantes cultivées dans un milieu contaminé par le Pb (**Potters et al., 2007**). Ceci est due probablement à l'inhibition de la division des cellules racinaires (**Eun et al., 2000**), et de l'élongation des cellules (**Seregin et Ivanov, 1997 ; Obroucheva et al., 1998 ; Malkowski et al., 2002**) comme il a été montré chez *Lemna minor* (**Samardakiewicz et Wozny, 2005**). Chez plusieurs espèces, comme *Triticum aestivum* (**Dey et al., 2007 ; Kaur et al., 2013**), *Z. mays* L. (**Kozhevnikova et al., 2009**), *Pisum sativum* (**Malecka et al., 2009**) et *Sedum alfredii* (**Gupta et al., 2010**). Le Pb a également inhibé l'allongement des racines et des tiges et l'expansion des feuilles chez l'ail, l'orge et le radis noir (**Nagajyoti et al., 2010**). **Verma et Dubey (2003)** ont également montré que la croissance des racines du riz est inhibée de manière significative avec l'augmentation du plomb.

➤ **Cadmium**

La longueur des tiges et racines de la plante diminue proportionnellement avec l'augmentation de la concentration de cadmium. Plusieurs chercheurs ont en effet noté qu'une stimulation de la croissance pourrait être observée en réponse à l'application d'une très faible concentration de Cd dans le milieu chez plusieurs espèces telles que *Betula pendula*, *Miscanthus sinensis* et *Arabis paniculata* (**Gussarsson, 1996 ; Arduini et al., 2004 ; Tang et al., 2009**), et chez *Brassica juncea* (**Irfan et al., 2014**).

L'effet toxique du Cd sur la croissance de la plante se manifeste par une réduction du développement de différentes parties des plantes (**Aoun, 2009**). Selon **Ahmad et al. (2011)** et **Hediji et al. (2015)**, ces effets pourraient être expliqués par une diminution de l'absorption et la distribution d'éléments essentiels chez les plantes.

Rascio et al. (2008) ont rapporté que le traitement des plantes de riz avec le Cd a conduit à l'inhibition de la croissance des racines et des altérations de leur morphogénèse.

Chez les plantes de pois, le stress en Cd a causé des troubles à l'allongement des racines et au processus mitotique et également des aberrations chromosomiques des bouts de racine (**Fusconi et al., 2007**).

L'accumulation racinaire des métaux est favorable à l'apparition de phénomènes de rhizotoxicité qui se traduisent par une coloration brunâtre et un épaissement des racines de la plante, une diminution de l'élongation racinaire ainsi qu'une augmentation de la ramification (**Lexmond et Vorm, 1981 ; Panou-Filothéou et Bosabadilis, 2004 ; Kopittke et Menzies, 2006 ; Kopittke et al., 2007a, b**). Ces symptômes sont principalement attribués à la rigidification des parois cellulaires par l'adsorption massive des métaux qui prennent la place de Ca dans l'apoplasme, en particulier au niveau de la zone d'élongation. Cette rigidité de l'apoplasme freine l'élongation racinaire et peut provoquer des ruptures au niveau des cellules du rhizoderme et du cortex externe qui seraient dues à des vitesses de croissance différentes entre les cellules des cortex internes et externes (**Kopittke et al., 2008**).

2.1.3. Effet des métaux lourds sur les matières sèche et fraîche des parties aériennes et racinaires chez l'*Atriplex canescens*

Les résultats expérimentaux ont montré que le poids frais et le poids sec de la partie aérienne et racinaire ont diminué chez l'*Atriplex canescens* stressée par les métaux lourds comparativement à la plante non stressée.

➤ Cuivre

Les résultats montrent que la production de la matière sèche aérienne est plus importante que la matière sèche racinaire de l'*Atriplex canescens*. Le poids sec de la partie aérienne et racinaire de la plante diminue progressivement avec des doses croissantes de cuivre. Nos résultats sont concordants avec les travaux de **Sonmez et al. (2006)**, qui ont montré que l'application du cuivre dans le sol conduit à la diminution de matière sèche des racines de la tomate. Les résultats de l'augmentation de l'application du Cu dans le sol sont ultérieurement reportés par **Sonmez (2007)**, et il indique que le poids sec des racines a été beaucoup plus faible que le poids sec des tiges et des feuilles de la plante, ce qui est en accord avec nos résultats.

Ces résultats obtenus sont en accord avec ceux de **Sun et al. (2010)**, qui ont également observé une inhibition de la croissance pondérale du radis traité par le cuivre.

Une contamination en Cu du sol entraîne une exposition des racines via la solution du sol et l'imprégnation en Cu du végétal induit une diminution de la biomasse aérienne des plantes d'autant plus importante que la contamination est élevée (**Cook et al., 1997 ; Vinit-**

Dunand et al., 2002). Ces diminutions seraient dues à des faibles niveaux de Ca dans les feuilles car le Ca affecte la division et l'élongation cellulaire (**Cook et al., 1997**).

➤ **Zinc**

Nos résultats montrent que la matière sèche aérienne et racinaire de l'*Atriplex canescens* diminue progressivement avec les doses croissantes de zinc appliquées. Ces résultats sont concordants avec ceux de **Khudsar (2004)**, où la masse sèche de la partie aérienne, racinaire et totale d'*Artemisia annua* diminue significativement avec le taux de zinc.

Chez des plantes poussant en milieu contaminé, les principaux symptômes sont des diminutions de biomasse aériennes et racinaires (**Cook et al., 1997 ; Lin et al., 2005**) mais les impacts sont plus importants au niveau des racines (**Paschke et Redente, 2002**).

➤ **Plomb**

Dans notre étude, il apparaît que, chez l'*Atriplex canescens*, les concentrations du Pb utilisées ont un effet inhibiteur plus important sur le développement de la biomasse racinaire que sur la croissance des parties aériennes. Cette observation indique une toxicité du Pb plus élevée pour les tissus racinaires. En effet, le Pb agit comme un analogue de certains ions (**Brunet et al., 2008 ; Sharma et Dubey, 2005**). Il est transporté à travers la membrane plasmique via les transporteurs ioniques racinaires (**Arnetoli et al., 2008**). Le Pb peut donc entraîner une carence en minéraux dans la plante induisant ainsi une inhibition de la croissance racinaire et aérienne.

Cette réduction de la croissance pondérale de la partie aérienne et racinaire a également été relevée chez plusieurs espèces soumises à la présence du Pb comme par exemple certaines espèces de Fabacées (**Huang et Cunningham, 1996 ; Piechalak et al., 2002**), *Plantago major* (**Kosobrukhov et al., 2004**), *Elsholtzia argyi* (**Islam et al., 2007**), *Athyrium wardii* (**Zou et al., 2010**), les petits pois (**Kopittke 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**), *Glomus etimicatum* et *Calopogonium mucunoides* (**Souza et al., 2012**).

Nos résultats montrent que l'excès des métaux lourds inhibe la croissance de l'*Atriplex (Atriplex canescens)* qui se manifeste par une réduction du poids frais de la plante, Ces résultats obtenus sont en accord avec ceux de **Seregin et Ivanov (1998)**, qui ont également observé une inhibition de 50% de la croissance des racines du maïs traitées 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 stressée par les métaux lourds.

➤ **Cadmium**

La détermination des poids de matière fraîche et sèche des parties aériennes et racinaires de l'*Atriplex canescens* étudiées montre que la biomasse décroît significativement au fur et à mesure que la concentration du cadmium augmente dans le milieu. Plusieurs études ont montré que la présence du cadmium dans le milieu de culture peut se traduire, au-delà d'une certaine limite, par l'apparition de symptômes d'intoxication, accompagnés d'une inhibition de la croissance pondérale des plantes (**Ouariti et al., 1997 ; Djebali et al., 2002 ; Ghnaya et al., 2005 ; Zorrig et al., 2010**).

L'inhibition de la croissance des plantes et de la biomasse induite par le cadmium a déjà signalé chez de nombreuses espèces des plantes telles que le blé (**Rizwan et al., 2012, 2015b ; Rehman et al., 2015**), riz (**Nahakpam et Shah, 2011**), maïs (**Vaculik et al., 2015**), *Brassica napus* (**Ali et al., 2014 ; Ehsan et al., 2014**), de tomates (**Hediji et al., 2015**) et de plants de haricots (**Saidi et al., 2013**), le radis et le blé (**Anuradha et Rao, 2007 ; Liu et al., 2007b**).

La diminution de la croissance pondérale de la partie aérienne et racinaire de la plante peut être due à la toxicité de cadmium sur les appareils photosynthétiques (**Saidi et al., 2013**), ou des altérations dans les plantes (**Ali et al., 2014**), ainsi aux dommages oxydatifs et à la réduction des antioxydants activités enzymatiques (**Saidi et al., 2013**). Diminution de la croissance pondérale des plantes peut également être due à la perturbation de l'équilibre de certaines hormones de croissance, notamment l'auxine (**Hasenstein et al., 1988**), ainsi à la perturbation de l'homéostasie des éléments minéraux essentiels (**Das et al., 1997**).

De même, **Ekmekci et al. (2008)** a trouvé l'augmentation de la concentration du cadmium dans le milieu, réduit significativement la quantité de la matière sèche des racines et des feuilles chez *Zea mays*. Il est important de noter que le cadmium n'affecte pas la croissance de toutes les plantes avec la même sévérité. En effet, sur des sites très contaminés en métaux lourds, et en particulier en cadmium, certaines espèces végétales telles que *Arabidopsis halleri* et *Thlaspi caerulescens* sont capables de croître, se développer, et se reproduire (**Dahmani-Müller et al., 2001 ; Wojcik et al., 2005**).

Dans une étude réalisée par **Ruegsegger et Brunold (1992)**, il a été démontré que les biomasses des parties aériennes et racinaires sont réduites d'un même facteur en présence de cadmium chez le maïs et de **Zhao et al. (2006)** chez *Arabidopsis halleri*.

Peralta-Videoa et al. (2004) ont rapporté que l'âge des plantes au moment du traitement peut influencer sur la croissance.

Les résultats montrent que l'*Atriplex canescens* résiste au stress métallique en tolérant une concentration élevée des métaux lourds dans le milieu, Chez l'*Atriplex* étudiée, la partie aérienne est moins résistante aux métaux lourds que la partie racinaire. Ces résultats sont conformes à ceux **De Araujo et al. (2006)**, qui ont étudié l'effet des métaux lourds sur *Atriplex canescens*. Ils ont trouvé que les modifications induites par le stress métallique sur le poids sec sont plus enregistrées pour les feuilles que les racines. Nos résultats montrent que l'appareil racinaire d'*Atriplex canescens* est résistant au stress.

La réduction de la production de la matière sèche des plantes à des concentrations élevées des métaux lourds a été observée aussi par **Kalyanaraman et Sivagurunathan (1993)** (cadmium, cuivre et zinc) et **Vijayarengan (2012)** (zinc), et chez la tomate traitée par le cuivre (**Sonmez et al., 2006**), de nombreux travaux confirment que les métaux lourds augmentent la production de la matière sèche de différentes parties de la plante à des niveaux inférieurs (**Vijayarengan, 2012 ; Shrikrishna et Singh, 1992**).

2.2. Paramètres physiologiques et biochimiques

2.2.1. Effet des métaux lourds sur la teneur en chlorophylle chez l'*Atriplex canescens*

- L'accumulation de la chlorophylle est liée à la teneur du milieu de culture en métaux lourds.
- Les teneurs en chlorophylle diminuent en présence de métaux lourds et augmentent à son absence.
- La chlorophylle **a** s'accumule moins par rapport à la chlorophylle **b**, aussi bien pour les témoins que pour les plantes stressées. Une diminution de la teneur en chlorophylle est observée au niveau des plantes soumises au stress métallique.

➤ **Cuivre**

La teneur en chlorophylle diminue en fonction de la concentration croissante de cuivre. Ces résultats sont conformes à ceux obtenus par **Chugh et Sawhney (1999)** et **Li et al. (2003)**, qui ont montré l'effet de cuivre sur la photosynthèse chez *Elsholtzia splendens*, car il a été suggéré que le cuivre à des concentrations faibles augmente le contenu de la chlorophylle, tandis que le cuivre à des concentrations très élevées diminue la chlorophylle. L'application du cuivre chez la fève s'accompagne d'une nette diminution des teneurs en pigments photosynthétiques (**Benouis, 2012**).

Cook et al. (1997) et **Pätsikkä et al. (2002)**, rapportent également que le cuivre peut augmenter ou diminuer le taux de chlorophylle foliaire et modifie la fluorescence chlorophyllienne et l'activité du photosystème II.

Cependant, Le Cu serait responsable d'une inhibition de la photosynthèse par la peroxydation des lipides des membranes des thylakoïdes, le blocage de l'activité de la ribulose 1-5-biphosphate carboxylase-oxygénase (Cook *et al.*, 1997 ; Vinit-Dunand *et al.*, 2002), de la synthèse de la chlorophylle, et en interférant au niveau des photosystèmes (Cuypers, 2000). Il y a diminution des contenus en chlorophylle **totale, a et b** (Chatterjee, 2000 ; Demirevska-Kepova *et al.*, 2004). Cependant des augmentations de chlorophylle dans les feuilles sont aussi observées (Cook *et al.*, 1997) et seraient dues à une concentration des métabolites cellulaires suite à l'inhibition de l'expansion cellulaire par le Cu (Bessoule et Mench, 2002).

➤ **Zinc**

L'excès du Zn a réduit significativement la synthèse de la chlorophylle **a, b et totale** chez l'*Atriplex canescens* par rapport aux témoins. Ces réductions se sont révélées quasiment proportionnelles aux concentrations de Zn appliquées. Une telle réduction a été attribuée à une inhibition de la voie de biosynthèse de la chlorophylle et (ou) à la formation d'une enzyme protéolytique, responsable de la dégradation des chloroplastes (Ouni *et al.*, 2016). Également, l'excès de Zn peut engendrer une carence induite en magnésium et (ou) en fer (Sivasankar *et al.*, 2012), Outre la fermeture des stomates, ce retard est attribuable principalement à une baisse de l'efficacité photochimique du photosystème II (Sidhu *et al.*, 2017) et (ou) à une limitation de la capacité biochimique de carboxylation (Islam *et al.*, 2008).

➤ **Plomb**

Les résultats obtenus montrent une régression significative en fonction de la dose de plomb présente dans le milieu. Xiong *et al.* (2006) ; Hu *et al.*(2007) ; Liu *et al.* (2008) ; Piotrowska *et al.* (2009) ; Sing *et al.* (2010) ; Cenkci *et al.* (2010) ont montré que l'exposition des plantes au plomb peut conduit à l'inhibition de la photosynthèse, ceci s'explique par une déformation des structures chloroplastiques (Stefanov *et al.*, 1995), et à la réduction du rendement photosynthétique, et à une limitation du taux d'assimilation de CO₂ (Singh *et al.*, 2010 ; Cenkci *et al.*, 2010), une fermeture des stomates (Parys *et al.*,1998). Le plomb peut également inhiber certaines enzymes intervenant dans le cycle de Calvin (Vallee et Ulmer, 1972). Cette inhibition s'explique par la diminution de la synthèse de chlorophylle, de plastoquinone et de caroténoïde (Burzynski, 1987), un transport des électrons altéré (Rachid *et al.*, 1994).

En effet, D'autres enzymes peuvent être affectées par la présence de Pb, se trouvent des enzymes impliquées dans la biosynthèse de la chlorophylle et la RUBISCO qui permet la

fixation du CO₂ (Patra *et al.*, 2004 ; Liu *et al.*, 2008 ; Cenkci *et al.*, 2010). L'inhibition de ce type d'enzyme entraîne une forte perturbation de la photosynthèse. Ceci entraîne une réduction de la teneur en chlorophylle ainsi que celle des pigments chlorophylliens, en particulier, de la chlorophylle **b** qui est plus sensible que la chlorophylle **a** au Pb (Liu *et al.*, 2009). Le plomb inhibe, entre autre, l'activité de l'acide aminolevulinique déshydratase et de la protochlorophyllide réductase qui sont des enzymes associées à la synthèse des chlorophylles (Van Assche et Clijsters, 1990). Ces inhibitions résultent de l'interaction des ETM et de Pb en particulier avec les groupements thiols et acide carboxylique des enzymes (Seregin et Ivanov, 2001 ; Sharma et Dubey, 2005). Les groupements thiols sont souvent présents au niveau des centres réactionnels des enzymes et assurent la stabilité de leur structure tertiaire. L'activité de plus de 100 enzymes serait bloquée par ce type d'interaction (Seregin et Ivanov, 2001). La présence de Pb peut également être à l'origine d'inhibition de métalloenzymes, en se substituant au métal essentiel (Sharma et Dubey, 2005). La réduction de chlorophylle en présence de Pb peut également être liée à l'augmentation de l'activité de la chlorophyllase. En effet, cette enzyme participe à l'hydrolyse des chlorophylles (Jacob-Wilk *et al.*, 1999).

A des concentrations en Pb élevées, l'affinité du Pb pour les protéines de la membrane entraîne une déformation et une destruction de l'ultrastructure des chloroplastes (Liu *et al.*, 2008). Par ailleurs, une concentration élevée en Pb provoque une substitution de l'atome de magnésium au centre de la molécule de chlorophylle par un atome du Pb, provoquant un arrêt de la photosynthèse (Chatterjee *et al.*, 2004). La photosynthèse reste de ce fait un des mécanismes les plus affectés par la présence du Pb.

La surproduction de ROS est due au fait que, comme en réponse à de nombreuses contraintes environnementales, les plantes fixent moins de CO₂ lors d'une culture en présence de Pb. Ceci induit une réduction de la régénération du NADP⁺ par le cycle de Calvin, ayant pour conséquence une inhibition de la chaîne de transport des électrons photosynthétiques (Vranova *et al.*, 2002 ; Cruz de Carvalho, 2008). Ce phénomène induit alors la formation des radicaux superoxide (O₂⁻) et des oxygènes singulets (¹O₂) dans les chloroplastes (Krause, 1994). Afin de remédier à cette diminution du transport des électrons les plantes ont développé un système de photorespiration pour régénérer le NADP⁺ (Kozaki et Takeba, 1996).

➤ Cadmium

Les résultats de notre étude ont démontré que la teneur en chlorophylle diminue avec l'augmentation de la concentration de Cd dans le milieu de culture ce qui confirme les

résultats de **Gallego et al., (1996)** ; **Moustakas et al., (1997)** ; **Singh et al., (2004)**, qui rapportent une dégénération fréquente de la quantité de chlorophylle chez les plantes exposés à différentes concentrations du métaux lourds.

Ceci s'accorde avec de nombreux travaux qui rapportent une diminution du contenu en chlorophylle sous l'effet du Cd (**De Maria et al., 2013** ; **Cheng et al., 2016** ; **Xu et al., 2013** ; **Yasin Ashraf et al., 2016**). Cette diminution provoquée par le stress cadmique et aussi observée chez les plantes halophytes *Tamarix smyrnensis* (**Kadukova et al., 2008**) et *Mesembryanthemum muricatum* (**Ghnaya et al., 2005**).

Le cadmium pourrait aussi avoir une action directe ou indirecte sur la teneur en chlorophylles (**Ghnaya et al., 2005** ; **Mobin et Khan, 2007** ; **Singh et al., 2010**) par l'intermédiaire de perturbations métaboliques (**Vassilev et al., 1997**) ou d'une inhibition des enzymes de biosynthèse de la chlorophylle (**Stobart et al., 1985** ; **Padmaja et al., 1990**). La diminution de l'activité photosynthétique en présence de cadmium pourrait être aussi due à une diminution de la teneur des parties aériennes en autres pigments comme le β -carotène ou les xanthophylles (**Larbi et al., 2002**).

Le cadmium agit également sur le processus de transport des électrons lors de la photosynthèse. Le cadmium affecte les composants des photosystèmes II (PSII) en altérant leurs structures et/ou leurs activités (**Van Assche et Clijsters, 1985** ; **Sigfridsson et al., 2004**) et ce à cause des changements irréversibles de leurs conformations suite à la formation des liaisons thiols avec le cadmium (**Dafré et al., 1996**). **Alcántara et al. (1994)** suggèrent quant à eux que l'inhibition de Fe(III) réductase par le Cd provoque une déficience en Fe (II), ce qui affecte sérieusement la photosynthèse. La fermeture des stomates dont on a vu qu'elle pouvait être causée par le cadmium pourrait être une autre cause de la limitation de la photosynthèse comme conséquence de la restriction de la diffusion du CO₂ dans les feuilles (**Polle et Schützendübel, 2003** ; **Fediuc et al., 2005**).

Clijsters et al. (1999) et **Sanita di Toppi et al. (1998)** aussi expliquent cette régression par l'existence d'un dommage oxydatif et les perturbations des potentiels électrochimiques induit par l'accumulation des métaux lourds.

Cette variation du taux des chlorophylles est probablement due à la surface foliaire. Ainsi, la réduction de la surface foliaire semble être une des causes de la diminution de la teneur en pigments chlorophylliens chez l'*Atriplex canescens*.

Dans d'autres études, la diminution de la photosynthèse chez les plantes, est liée à la diminution du nombre de stomates mis en jeu et leur degré d'ouverture. Il semble que

l'augmentation de la résistance stomatique soit surtout le fait d'une réduction du nombre de stomates (**Debez et al., 2006**).

La chlorophylle **a**, **b** et **totale** diminue progressivement avec des doses croissantes de cadmium chez l'*Atriplex canescens*. Ces résultats concordent avec ceux de **Bouزيد (2009)**, qui a démontré qu'il y a une diminution des teneurs en chlorophylles **a** et **b** chez *A. halimus subsp* soumises au stress par le cadmium par rapport à la plante témoin.

Selon **Albert et Thornber (1977)** ; **Bhardwaj et Singhal (1981)**, la réduction de la teneur en chlorophylles est liée à la diminution de la teneur des protéines thylacoïdales, qui associées aux chlorophylles **a** et **b**.

La réduction enregistrée de la Chlo **a**, Chlo **b** a été probablement causée par la dégradation des enzymes impliquées dans la biosynthèse de la chlorophylle comme l'acide δ -aminolévulinique déshydratase et l'acide δ -aminolévulinique synthase (**Li et al., 2008** ; **Wang et al., 2014**).

De même, la diminution des teneurs en chlorophylles peut être aussi due à une diminution de l'azote au niveau des pigments chlorophylliens (**Zid et Boukhris, 1977**).

Ainsi, La diminution de la photosynthèse peut être due à une inhibition de la synthèse des chlorophylles par blocage des ions Mg, Mn et Fe (**Chatterjee et al., 2004** ; **Gopal et Rizvi, 2008**), ou par l'augmentation de l'activité de la chlorophyllase (**Drazkiewicz, 1994** ; **Liu et al., 2008**), ou encore, la destruction des chloroplastes (**Sharma et Dubey, 2005**).

La diminution du taux de chlorophylle chez les plantes exposées aux métaux lourds est un phénomène très courant et supposé comme étant préliminaire à l'inhibition de la photosynthèse (**Prasad, 1999**). Le cuivre semble plus affecter la biosynthèse des chlorophylles que le cadmium chez *Lemna trisulca* (**Prasad et al., 2001**) et *Chlamydomonas reinhardtii* (**Prasad et al., 1998**) qui lui-même semble avoir plus d'effets que le plomb chez *Triticum aestivum* (**Oncel et al., 2000**).

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**), le nickel dans le blé (**Gajewska et Sktodowska, 2007**) et le cuivre, le zinc et le plomb dans les deux espèces de *Thuidium* (**Shakya et al., 2008**) ; cet effet est en fonction de la concentration et de la durée du traitement avec les métaux lourds.

2.2.2. Effet des métaux lourds sur la teneur en sucres solubles chez l'*Atriplex canescens*

Les teneurs en sucres solubles sont élevées dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* sous stress métallique comparativement à la plante témoin. Cette augmentation est plus importante dans les feuilles que les racines de la plante. Ces résultats sont concordants avec ceux de **Hajhashemi et al. (2006)**, où l'accumulation des sucres solubles observés au niveau foliaire est parmi les phénomènes les plus observés dans la réponse au stress, de même **Bouker et al. (2018)** a obtenu sous l'action combinée du zinc et du NaCl une augmentation de sucres solubles est beaucoup plus élevés dans les feuilles que les racines chez *Vicia faba* L.

Belarbi (2018) rapporte que l'apport de plomb induit une augmentation importante en sucres solubles chez l'*Atriplex halimus*.

Bennabi (2005) a signalé une accumulation des sucres solubles au niveau des feuilles, supérieures aux tiges et aux racines, lorsque les plantes d'*Atriplex halimus* L. sont stressées.

L'accumulation importante des sucres solubles dans la plante stressée aux métaux lourds (cuivre, zinc, cadmium et plomb) est une réponse au stress métallique contrairement à la plante non stressée ou le taux des sucres solubles est faible, car selon **Bouzoubaa et al. (2001)**, L'accumulation des sucres solubles pourrait avoir un rôle osmotique empêchant la déshydratation des cellules et le maintien de la balance de la force osmotique pour garder la turgescence et le volume cytosolique aussi élevés que possible.

Les sucres solubles participeraient au phénomène d'ajustement osmotique (**Arbona et al., 2005**). Les sucres accumulés viennent essentiellement de l'hydrolyse des réserves d'amidon ou du blocage de la glycolyse (**Hare et al., 1998**). **Dubey et Singh (1999)** ont observé une dégradation de l'amidon accompagnée d'une augmentation des teneurs en sucres solubles qui peut être attribuée à une augmentation de l'activité de l'amidon phosphorylase, à celle du glucose phosphatase synthétase et à une diminution de l'activité de l'invertase. Pareillement, l'accumulation des sucres solubles peut être aussi due à la présence des métaux lourds dans le milieu de culture, à l'exemple de ce qui a été rapporté, pour l'arsenic, par **Jha et Dubey (2004)**, résultat d'une altération des activités enzymatiques notamment l'invertase acide, le saccharose synthase et l'amidon phosphorylase. **Costa et Spitz (1997)** observent également une perturbation de la teneur en glucides solubles sous l'effet du Cd qui résulterait de l'action des radicaux libres produits.

2.2.3. Effet des métaux lourds sur la teneur en proline chez *Atriplex canescens*

La teneur en proline dans les feuilles et racines chez *Atriplex canescens* augmente proportionnellement avec la concentration des métaux lourds. Cette accumulation est plus importante dans les feuilles que dans les racines de la plante, ce qui pourrait expliquer sa synthèse au niveau des feuilles et puis sa migration vers les racines (**Djerroudi-Zidane et al., 2010**). Les résultats obtenus sur l'accumulation importante de la proline dans la plante stressée corroborent avec ceux de **Thiery et al. (2004)** ; **Djeddi (2006)** puis **Hadjadj et al. (2011)** qui lient les quantités accumulées de la proline à la tolérance aux stress. L'accumulation de la proline est un résultat de l'inhibition de son oxydation (**Flagella et al., 2006**), l'augmentation du catabolisme des protéines et/ou une synthèse de nouveau de cet acide aminé (**Ben khaled et al., 2003** ; **Djeddi, 2006**). Selon **Hassani et al. (2008)**, cette accumulation permet la protection de la membrane cellulaire et participe à l'ajustement osmotique, chélation et détoxification des métaux, protection des enzymes, régulation de l'acidité cytosolique, stabilisation de la machinerie de la synthèse protéique et piégeage des espèces réactives de l'oxygène (**Sharmila et Pardha Saradhi, 2002**).

Nos résultats sont concordants avec ceux des travaux de **Balestrasse et al. (2005)**, où il a observé une augmentation de la proline sous l'effet du cadmium chez le tournesol, le silène, le haricot et le soja, de même **Singh et al. (2012)** a obtenu sous l'action combinée du plomb et du cadmium une augmentation de la proline chez *Hydrilla verticillata* (l.f.) Royle. **Biteur (2012)**, rapporte que l'apport d'acétate de plomb induit une augmentation importante en proline chez le radis (*Raphanus sativus*). L'accumulation de la proline est signalée chez Artichoke (*Cynarascolymus* L.) (**Karimi et al., 2012**), les feuilles de blé (**Janmohammadi et al., 2013**) et chez la partie aérienne de la betterave à sucre (**Naderi et al., 2013**). Une telle augmentation de la proline a également été observée sous l'effet d'autres métaux tels que le Zn, le Pb, le Cd et le Cu chez le tournesol (**Kastori et al., 1992**), le Cd et le Pb chez *Lemna polyrrhiza* L. (**John et al., 2008**), le Cd chez *Atriplex halimus* subsp (**Bouزيد, 2009**) et chez *Brassica juncea* (**Irfan et al., 2014**).

2.2.4. Effet des métaux lourds sur la teneur en protéines totales chez *Atriplex canescens*

Les résultats de la présente étude ont montré une diminution du taux des protéines chez *Atriplex canescens* en fonction des doses des métaux lourds appliquées. Cette diminution est due probablement à modification de l'expression génique (**Kovalchuk et al., 2005**) et augmentation de l'activité ribonucléasique (**Gopalet Rizvi, 2008**) ; Stimulation de l'activité protéasique (**Jana et Choudhuri, 1982** ; **Gupta et al., 2009**) ; Diminution de la

teneur en acides aminés libres (**Xiong et al., 2006 ; Gupta et al., 2009**), corrélée à une forte perturbation du métabolisme de l'azote (**Chatterjee et al., 2004**) ; Les ions Pb^{2+} influencent également fortement les activités de nombreuses enzymes intervenant dans différents processus métaboliques (**Kovalchuk et al., 2005**) ; oxydation ou dégradation des protéines pour former des carbonyles (**Shacter et al., 1994**).

Nos résultats sont concordants avec ceux des travaux de **Satyanarayana et al. (2011)**, où il a observé une diminution des protéines sous l'effet du cadmium chez le *Sterculia*, l'aluminium dans le concombre (**Pereira et al., 2010**), le blé exposés aux métaux lourds (**Mostafa et al., 2011**).

Dans d'autres études, La diminution de la teneur en protéines dans la plante en réponse au stress métallique est peut être due à la fixation des métaux par les protéines soufrées. Lorsqu'une protéine ou enzyme soufrée fixe un atome de métal, la zone de fixation devient inactivée et l'enzyme ou la protéine perd son activité (**Boudene, 1993**).

La diminution du taux de protéines la plus importante est remarquée dans les feuilles plus que les racines de la plante. Cela s'accorde avec les résultats obtenus par **Deepika et Anil (1999)**, affirmant que les feuilles sont les organes les plus sensibles aux changements qui se produisent au niveau du métabolisme primaire, due en grande partie à la réponse générale aux stress environnementaux, tels que les stress hydriques et salins.

Les protéines sont des biomolécules jouant un rôle actif et vital dans le fonctionnement des cellules, tel que : transporteurs, hormones, enzymes...Elles sont particulièrement sensibles à l'action des ROS. Les ROS sont aussi capables de couper les liaisons peptidiques et de former ainsi des fragments protéiques (**Kocchlin-Ramonatxo, 2006**).

D'autres résultats sur l'augmentation de teneur en protéines totales publiés récemment par **Mishra et al. (2006b)**, confirment également la pertinence des résultats que nous avons obtenus puisqu'ils observent une augmentation de la teneur en protéines dans les feuilles des plantes stressées à 2500 ppm de zinc par rapport au témoin. Nos résultats sont concordants avec ceux des travaux de **Bajguz (2011)**, où il a observé une augmentation des teneurs en protéines chez *Chlorella vulgaris* traitée par le plomb, et même les métaux lourds comme le cadmium dans le concombre et le blé (**Gonçalves et al., 2007 ; Liu et al., 2007b**), le mercure dans le concombre (**Cargnelutti et al., 2006**), le plomb dans le radis (**Biteur et al., 2011**) et le zinc combinée de NaCl dans la fève (*Vicia faba* L.) (**Bouker et al., 2018**).

Cette accumulation protéique pourrait être la conséquence de la synthèse par la plante de protéines de défense contre ce stress métallique (**Gupta et al., 2010**), avec notamment des

protéines intervenant dans le maintien du statut redox de la cellule comme l'ascorbate, ou dans la séquestration du métal (GSH, PC) (Brunet *et al.*, 2009 ; Liu *et al.*, 2009 ; Yadav, 2010 ; Jiang et Liu, 2010).

D'autres travaux Wollgieh et Newmann (1995), reportent l'induction des protéines spécifique au choc thermique sous l'effet d'un stress métallique qui montre leur rôle dans la réponse adaptative.

Stolt *et al.* (2003) indiquent que l'exposition des plantes à différentes concentrations de cadmium a tendance à provoqué une augmentation de la synthèse des protéines particulièrement des phytochélatines dont le rôle est la détoxification. Ces mêmes auteurs rapportent que près de 80% du xénobiotique est détoxifié par ce type de protéines.

Les protéines de stress jouent un rôle dans l'adaptation de la plante, et de ce fait, de nombreux chercheurs abordent la résistance au stress par l'isolement et l'étude de ces molécules (Lamaze *et al.*, 1994).

2.2.5. Effet des métaux lourds sur la teneur en eau chez l'*Atriplex canescens*

Nos résultats montrent que les teneurs en eau diminuent dans les feuilles de l'*Atriplex canescens* sous stress métallique comparativement à la plante témoin.

Des résultats similaires ont été obtenus par Barcelo et Poschenrieder (1990) ; Pandolfini *et al.* (1992), qui ont démontré que la diminution de la teneur en eau des organes de la plante est souvent notée lors d'un stress métallique.

Dans une autre étude réalisée par Barcelo et poschenrieder (1990), le transport de l'eau dans la plante a été souvent bloqué par le stress métallique.

➤ **Cuivre**

Nos résultats montrent que la teneur en eau dans les feuilles de l'*Atriplex canescens* diminue proportionnellement avec la concentration de ce métal. La teneur en eau la plus basse dans les feuilles est obtenue à la dose de 3500 ppm de cuivre. Concernant le transfert de l'eau vers les parties aériennes, il est limité par la réduction du nombre et du diamètre des faisceaux vasculaires (Pal *et al.*, 2006).

➤ **Zinc**

Les résultats obtenus indiquent que la teneur en eau dans les feuilles de la plante diminue progressivement avec des doses croissantes de zinc. Aurélie (2009) a expliqué que le stress métallique provoqué par le zinc réduit de manière importante la teneur en eau des cals des tissus de la plante entière de la tomate, la réduction est d'autant plus marquée que la concentration en métal dans le milieu est élevée.

Plusieurs travaux ont signalés que la diminution de la pression de turgescence et de plasticité pariétale des cellules, responsable d'une activité mitotique faible donc d'une réduction de la croissance (**Maroti et Bognar, 1991**).

Ainsi, les travaux de **Brunet et al. (2008)**, sur la diminution de la teneur en eau ont révélé que la difficulté de l'ajustement de l'état hydrique des plantes suite à la fermeture des stomates. De même, il pourrait être due à la morphologie des stomates (de petites tailles) (**Weryszko-Chmielewska et Chwil, 2005**) ce qui réduit leurs rendement, et influe fortement divers processus tels que la photosynthèse (**Cecchi, 2008**).

Les plantes exposées à un excès d'ETM augmentent leur résistance stomatique et diminuent la transpiration, induisant un stress hydrique.

Plusieurs travaux ont signalé que les mécanismes de résistance à la sécheresse 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**).

➤ **Plomb**

Les résultats obtenus révèlent que le stress au plomb appliqué à la plante entraîne une diminution de la teneur en eau dans les feuilles à 2500, 5000, 7500 et 10000 ppm de plomb par rapport au témoin. Ces résultats sont concordants avec ceux des travaux de **Bouziyani El Hadj (2012)**, où il a observé une diminution de la teneur en eau sous l'effet du plomb chez la fève (*Vicia faba* L.).

La transpiration et la teneur relative en eau montrent également une diminution dans le cas de concentrations excessives en Pb, Cu et Zn dans les tournesols (**Kastori et al., 1992**).

De nombreuses études ont mis en évidence une perturbation importante du statut hydrique des plantes traitées au plomb. Elles ont principalement relevé une diminution de la transpiration, y compris à de faibles doses, ainsi qu'une diminution de la teneur en eau (**Pourrut, 2008 ; Brunet et al., 2009**). En plus, les perturbations du statut hydrique conduisant à la fermeture des stomates (**Brunet et al., 2008**) suite à l'implication de la sécrétion de l'acide abscissique induit par la présence de plomb (**Parys et al., 1998 ; Atici et al., 2005**). Ces résultats indiquent aussi que les ETM influencent également la relation plante-eau en inhibant la formation de poils racinaires, réduisant la capacité des plantes à explorer le sol pour l'absorption d'eau et de nutriments. Une autre conséquence de la présence d'ETM est l'augmentation de la résistance au flux hydrique dans le système racinaire. En effet, la

perméabilité des membranes est réduite par un renforcement de la subérisation et de la lignification (Menon, 2006).

➤ **Cadmium**

Les résultats trouvés pour les plantes stressées au cadmium à différentes concentrations (2500, 5000, 7500 et 10000 ppm), révèlent une diminution de la teneur en eau dans les feuilles de l'*Atriplex canescens*. La teneur en eau la plus basse dans les feuilles de la plante est obtenue à la dose de 10000 ppm de cadmium.

De nombreuses études ont mis en évidence une perturbation importante du statut hydrique des plantes traitées au Cd. Un excès de Cd perturbe plusieurs métabolismes physiologiques au sein de la plante tels que l'absorption d'eau, l'évapotranspiration ou encore la respiration (Wang *et al.*, 2008).

Quelques études ont également montré que le transport d'eau diminue de deux à quatre fois selon l'espèce et la concentration du cadmium (Barcelo *et al.*, 1988 ; Marchiol *et al.*, 1996). Barcelo *et al.* (1988) ont considéré que cette diminution est due à l'inhibition de la division et de l'élongation des cellules xylémiques. Ces auteurs ont présumé que ceci est une conséquence des perturbations de l'équilibre hormonal causées par le cadmium.

Les résultats obtenus par Chaoui et El Ferjani (2004), rapportent que le cadmium produit une accumulation de composés phénoliques insolubles, comme la lignine, dans les vaisseaux de xylème réduisant ainsi le transport ascendant de l'eau et des éléments nutritifs.

De même, le cadmium provoque une réduction de la transpiration ainsi qu'une augmentation de la résistance stomatique accompagnée d'un accroissement de la teneur en acide abscissique (ABA) (Sharma et Kumar, 2002 ; Fediuc *et al.*, 2005). Cependant, des chercheurs suggèrent que la fermeture stomatique, en présence de cadmium, est due à la ressemblance chimique entre les ions Cd^{2+} et Ca^{2+} (Fediuc *et al.*, 2005 ; Dal Corso *et al.*, 2008).

Blum (1996) a signalé que l'évaluation de la teneur en eau des tissus constitue un paramètre de référence de la prédiction du déficit hydrique qui s'exprime par des pertes de turgescence des tissus végétaux. Cette stratégie regroupe l'ensemble des mécanismes qui permettent à la plante de maintenir un potentiel hydrique élevé, évitant la déshydratation des tissus et le maintien de son métabolisme cellulaire.

2.2.6. Effet des métaux lourds sur la teneur en polyphénols totaux chez l'*Atriplex canescens*

Les teneurs en polyphénols sont élevées dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* sous stress métallique comparativement à la plante témoin. Ces résultats sont concordants avec ceux de **Sgherri et al. (2007)**, où il a observé une augmentation des polyphénols sous l'effet du stress métalliques chez *Vicia faba* L, **Neggaz et Reguieg yssaad (2018)** chez *Raphanus sativus* stressée par le plomb, **Rastgoo et al. (2011)** chez *Aeluropus littoralis* sous l'effet des métaux lourds (Pb, Co, Cd, Ag). Les composés phénoliques interviennent dans de nombreux mécanismes pour permettre à la plante de s'adapter à son milieu (**Macheix et al., 2005**).

L'accumulation de polyphénols au niveau des plantes exposées directement aux différents stress est expliquée par la stimulation de la production de la polyphénol-oxydase qui est une enzyme clé de la voie métabolique conduisant à la formation des polyphénols (**Levent-Tuna et al., 2008**).

En effet, des études ont montré que la présence d'ETM, et notamment de Cu et Pb, dans le sol avait pour conséquence une augmentation de la production de composés phénoliques (**Kovacik et Klejdus, 2008 ; Pawlak-Sprada et al., 2011**). L'augmentation des composés phénoliques en présence de Pb a déjà été démontrée (**Hamid et al., 2010**).

L'accumulation importante des polyphénols dans la plante stressée aux métaux lourds (cuivre, zinc, plomb et cadmium) est une réponse au stress métallique contrairement à la plante non stressée où le taux des polyphénols est faible, car selon **Macheix et al. (2005)**, l'accumulation des polyphénols pourrait avoir un rôle essentiel dans l'équilibre et l'adaptation de la plante. Les polyphénols sont capables de prévenir la peroxydation des lipides membranaires et de capter les radicaux hydroxyles, superoxyde et peroxydes (**Anderson et al., 1996 ; Hu et al., 2005**). La suppression de la formation des ERO par inhibition de quelques enzymes ou par chélation des ions métalliques, impliqués dans leur production, La protection des systèmes de défense antioxydants de l'organisme (**Boudiaf, 2006**).

En effet, les polyphénols possèdent des groupes hydroxy phénoliques dans leurs structures et les propriétés antioxydants sont attribuées en partie, à la capacité de ces composés naturels à piéger les radicaux libres tels que les radicaux hydroxyles (OH°) et superoxydes (O_2°) (**Bartosz, 2003**).

Les polyphénols sont des molécules très intéressantes puisqu'elles ont la capacité de prévenir les dommages induits par les ROS (**Virgili et Marino, 2008**). En effet, en plus de

neutraliser les radicaux libres en captant leur électron non apparié, ces molécules pourraient augmenter l'activité d'enzymes antioxydantes (**Carange, 2010**).

Cette accumulation est plus importante dans les feuilles que dans les racines de la plante, à ce propos plusieurs auteurs **Abdel et al. (2006)** ; **Jonnala (2010)** ; **Chaib et al. (2015)**, ont montré la richesse des feuilles des céréales en polyphénols lesquels possèdent grand pouvoir antioxydant.

De nombreux travaux confirment une augmentation des activités anti-oxydantes sous l'effet des métaux lourds (**Lagriffoul et al., 1998** ; **Baccouch et al., 2001** ; **Dixit et al., 2001** ; **Pal et al., 2002** ; **Zacchini et al., 2003**).

2.2.7. Effet des métaux lourds sur la teneur en flavonoïdes chez l'*Atriplex canescens*

L'accumulation des composés phénoliques, notamment les flavonoïdes a été démontrée chez de nombreuses espèces et dans différentes situations de stress biotique (**Sreenivasulu et al., 2000** ; **Lemzeri, 2007** ; **War et al., 2011**), Aussi sous conditions abiotiques (**Shakirova et al., 2003** ; **Borsani, 2005** ; **Arfan, 2006** ; **Korkmaz et al., 2007**).

La teneur en flavonoïdes dans les feuilles et racines chez l'*Atriplex canescens* augmente proportionnellement avec la concentration des métaux lourds, car selon **Smirnoff (2005)**, Les flavonoïdes se trouvent en grande quantité dans les différentes parties de la plante sous l'effet des différents stress.

Ces résultats sont concordants avec ceux de **Bretzel et al., (2014)**, où l'augmentation de la teneur en flavonoïdes est estimé chez *Taraxacum officinal* sous stress de (Cr, Pb, Cu, Ni, Zn).

Pour les concentrations de 2500, 5000 et 7500 ppm de (zinc, plomb et cadmium), une diminution du taux de flavonoïdes est observée au niveau des parties racinaires de la plante ; ceci pourrait être expliqué par la résistance des plantes à ces concentrations (**Isabel et al., 2007**). La réponse des plantes face aux stress métalliques varie donc d'une concentration à une autre (**Ali et al., 2008**). Les résultats obtenus sur l'accumulation importante des flavonoïdes dans la plante stressée corroborent avec ceux de **Walton et Brown (1999)**, qui lient les quantités accumulées des flavonoïdes à la tolérance aux stress. Concordant ainsi avec une étude faite par **Morris (1995)**, montrant que les flavonoïdes sont de bons chélateurs de métaux lourds.

D'autres études ont montré que les flavonoïdes sont aussi des bons inhibiteurs d'enzymes responsables de la production des radicaux libres comme la xanthine oxydase, la cyclooxygénase et la lipooxygénase (**Cos et al., 1998** ; **Landolfi et al., 1984**).

En effet, les composés phénoliques et plus particulièrement les flavonoïdes sont reconnus comme des substances potentiellement antioxydantes ayant la capacité de piéger les espèces radicalaires et les formes réactives de l'oxygène. Ces composés participent de manière très efficace à la tolérance des végétaux à des stress variés (**Macheix et al., 2005**).

L'accumulation des polyphénols et flavonoïdes suit au stress métallique a été mis en évidence chez de nombreuses espèces tel que l'*Atriplex halimus* à la dose (1000, 4000 et 8000 ppm de plomb) (**Belarbi, 2018**), *Vallis nerianatans* à différentes concentrations de plomb (**Chao Wang et al., 2011**), *Echuim Vulgare* L. soumis au stress métallique de plomb et de zinc (**Slowomir Dresher et al., 2017**), *Ginsing Pnanax* à la dose de 3000 ppm de cuivre (**Ali et al., 2006**), *Kandelia obovata* après 7 jours de traitement avec le plomb et le manganèse (**Zhong zheng et al., 2011**), et chez *Vaccinium corymbosum* L. sous stress d'aluminium et cadmium (**Manquian-cerdaa et al., 2016**).

2.3. Teneur totale des métaux lourds (Cu, Zn, Pb et Cd) dans la plante (feuilles et racines)

Les teneurs métalliques enregistrées dans les plantes d'*Atriplex canescens* révèlent une phytodisponibilité des éléments métalliques (Cu, Zn, Pb et Cd) et une translocation vers les parties aériennes. L'accumulation de ces éléments métalliques dans la plante utilisée varie selon la mobilité, la biodisponibilité et la concentration totale de chaque élément métallique dans le sol.

L'accumulation des métaux lourds Cu, Zn, Pb et Cd dans les feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* augmente progressivement avec des doses croissantes de ces métaux dans le sol. Ce constat corrobore les résultats trouvés par **Baker et al. (1994)**, qui dénotent que les concentrations des métaux des plantes dépendent hautement de leurs concentrations dans le sol.

En effet, la disponibilité des métaux dans le système sol-plante dépend du pH du sol, de la concentration en matière organique et du stade de développement de la plante (**Chlopecka, 1996 ; Myung et Thornton, 1997**). Selon **Kos et al. (1996)**, les métaux lourds entrent dans le cycle biologique des plantes à travers les racines ou les feuilles et s'accumulent dans plusieurs organes.

La migration et l'accumulation des métaux lourds dans les organes, les tissus, les cellules de la plante dépendent essentiellement du métal considéré. Mais sauf quelques exceptions (**Reddy et Patrick, 1977 ; Richter et Hlusek, 1986 ; Mench et al., 1988**), la

plupart des espèces végétales paraissent opérer une forte rétention des métaux lourds dans les racines, à un degré moindre dans les feuilles (**Page et al., 1981 ; Peterson, 1986**).

Sieghardt (1990) ont rapporté que la distribution des métaux dans la plante est un important mécanisme de tolérance.

Les résultats de notre étude ont révélé que le Cd et le Cu présentent le taux le plus élevé dans les parties aériennes de la plante. Par contre le zinc et le plomb présentent le taux le plus élevé dans les parties racinaires de la plante.

➤ **Cuivre**

Nos résultats montrent que la teneur en cuivre dans les feuilles et racines chez l'*Atriplex canescens* augmente proportionnellement avec la concentration de ce métal. Chez les plantes stressées à 2500, 3000 et 3500 ppm l'accumulation de cuivre est plus importante dans les feuilles que dans les racines, nos résultats sont en accord avec ceux de **Kaplan (2010)**, qui montre que le contenu en Cu des feuilles, tiges et racines de la plante est significativement affecté par l'augmentation des niveaux d'application de Cu et causent un accroissement.

Ainsi **Toselli et al. (2009)** ont annoncé que la concentration de Cu est augmentée en réponse à l'augmentation du Cu dans le sol.

Selon **Adriano (2001)**, le Cu est considéré comme l'élément le plus mobile des métaux lourds et facilement assimilables par les plantes.

Chaignon et al. (2002) ont indiqué que la concentration en cuivre dans les plantes est un bon indicateur pour évaluer la toxicité du cuivre dans un sol. En effet, le cuivre est largement connu pour ses propriétés spécifiques d'oligo-élément essentiel à la croissance des végétaux, c'est aussi pour cela que sa concentration est un bon indicateur de la pollution du sol.

Le taux de cuivre à la dose de 2000 ppm de cuivre est plus élevé dans les racines comparativement aux feuilles de la plante. Ces résultats sont en accord avec ceux présentes par **Coïc et al. (1989)**, qui ont montré le cuivre a tendance à s'accumuler dans la racine de la plante. L'un des mécanismes de tolérance au cuivre est de l'immobiliser dans les racines de la plante (**Burkhead et al., 2009 ; Yruela, 2009**). La rétention du cuivre par les racines limite la translocation du cuivre vers les parties aériennes via le xylème (**Liao et al., 2000,2000b**).

Des études faites par **Chaignon (2001)**, ont montré que le cuivre était dans un premier temps accumulé dans les racines de la plante puis après 14 semaines de culture, l'élément était mobilisé vers les parties aériennes de la plante.

Dans la plupart des plantes étudiées, les concentrations racinaires de Cu sont supérieures aux concentrations des parties aériennes, que ce soit pour des plantes capables de

tolérer de fortes quantités de Cu comme *Haumaniastrum katangense*, *Nicotiana plumbaginifolia*, *Elsholtzia haichowensis*, *Silene vulgaris* (**Chipeng et al., 2009 ; Xia et Shen, 2007**), ou pour des plantes non tolérantes, comme le blé, le maïs, les roseaux, le niébé etc... (**Ali et al., 2002 ; Bravin et al., 2010 ; Kopittke et Menzies, 2006**). Cette forte accumulation racinaire s'explique en partie par la quantité importante de Cu liée aux parois cellulaires et/ou à un mécanisme de séquestration du cuivre. Ceci est également observé par observations in situ, comme par exemple dans la récente étude de **Kopittke et al. (2011)**, où l'on observe une forte accumulation du Cu sur les cellules de l'épiderme racinaire de la plante.

➤ Zinc

L'accumulation de zinc est élevée dans des feuilles et racines de l'*Atriplex canescens* sous stress métallique comparativement à la plante témoin. Ces résultats sont concordants avec ceux de **Sbartai et al. (2011)**, où l'accumulation du zinc dans les feuilles et racines de la tomate augmente avec l'augmentation de la concentration du métal (Zn).

Le Zn apparaît avec les éléments traces les plus mobiles à une biodisponibilité et une translocation importante vers les plantes (**Grejtovsky, 2006**), le même auteur a signalé que la camomille absorbe le Zn facilement et l'accumule dans tous ses organes.

Une étude récente réalisée par **Zhang et al. (2004)** et **Muhammad et al. (2012)** a mentionné que les formes solubles de Zn sont facilement disponibles pour les plantes et l'absorption de Zn par des plantes a été rapportée comme étant linéaire avec sa concentration dans la solution du sol mais aussi avec la concentration totale dans le sol.

La teneur en zinc chez les racines est largement supérieure à celle des feuilles de l'*Atriplex canescens*. Ces résultats sont concordants avec ceux de **Abbasi et al. (2018)**, où il a observé une accumulation plus élevée de Zn dans les racines par rapport aux parties aériennes à des concentrations croissantes de Zn chez trois clones de salix. Selon **Denaix (2007)**, certaines espèces sont capables d'accumuler de fortes doses de Zn dans leurs racines. En effet, la translocation du zinc est souvent limitée en raison de sa forte capacité à créer un complexe Zn-phytochélatines, qui réside généralement dans les vacuoles racinaires (**Lux et al., 2011**).

En effet plusieurs études ont montré une accumulation similaire de Zn dans les racines pour différentes espèces étudiées telles que le trèfle, le ray-grass, le blé et le pois (**Ye et al., 2001 ; Souza et Rauser, 2003**), et tomate (**Sbartai et al., 2011**).

Les résultats obtenus par **Abdul-Rida (1992)**, ont montré que dans les racines 90% de Zn total se présentent adsorbés sur la surface des parois cellulaires du cortex.

Les résultats obtenus sont similaires à ceux de **Sivasankar et al. (2012)** qui ont signalé que les métaux lourds sont stockés souvent dans les racines de la plante. La compartimentation et l'accumulation d'un métal lourd s'effectue dans les vacuoles des cellules racinaires alors limitant le transport du métal lourd vers la partie aérienne.

On constate que les teneurs en Zn détectées au niveau de la partie aérienne de la plante stressée reste à l'état de trace, malgré que sa concentration très élevée dans le sol. Cette faible teneur dans la partie aérienne à explique la grande affinité de la plante *Atriplex canescens* pour cette élément dans les racines. Le principal mécanisme de tolérance au zinc consiste en l'immobilisation du métal dans les vacuoles (**Marschner, 2012**).

Selon **Sharma et al. (2007)** ; **Zheng et al. (2007)** ; **Moreno-Jiménez et al. (2009)**, la translocation des éléments métalliques vers les parties aériennes de la plante dépend des différents facteurs (espèce végétale, caractéristiques physicochimiques des sols, espèces métalliques présentes).

➤ **Plomb**

En ce qui concerne le plomb, nos résultats montrent que l'accumulation de plomb dans les feuilles et racines de la plante augmente progressivement avec des doses croissantes de plomb dans le sol.

Les teneurs en Pb enregistrées dans les parties aériennes reflètent les concentrations moins importantes par rapport aux racines de la plante. La majorité du Pb absorbé par les plantes persiste dans les racines et seulement une faible proportion est transloquée vers les parties aériennes de la plante (**Huang et Cunningham, 1996** ; **Huang et al., 1997**), soulignant une faible mobilité du plomb des racines vers les parties aériennes et donc une immobilisation dans les racines (**Yoon et al., 2006**). Ceci peut être due à son affinité pour les structures végétales de la surface racinaire et/ou à une accumulation du plomb dans l'apoplasme jusqu'au blocage par la bande casparienne (**Seregin et Ivaniov, 1997** ; **Verma et Dubey, 2003**).

Plusieurs travaux sont en accord avec nos résultats, ceux de **Meyers et al. (2008)** chez *Brassicae juncea*, **Piechalak et al. (2003)** chez *Pisiim sativum*, **Tandy et al. (2006)** chez *Helianthus anmms* et **Huang et Cunningham, (1996)** chez *Thlaspi rotundifolium*.

Tomaszewska et al. (1996) ont cité des accumulations de 90 à 95% du plomb dans les racines de la fève et du haricot.

Le plomb est essentiellement localisé dans les racines de la plante puisque son absorption est rarement suivie d'une translocation vers les parties aériennes. L'absorption de

plomb dans les racines de la plante pourrait être un mécanisme général de défense des plantes contre les métaux lourds. Les végétaux pourraient limiter directement l'absorption active des éléments traces métalliques (ETM) en régulant l'activité de canaux et transporteurs spécifiques (**Pourrut, 2008**).

Selon **Peralta-Videa et al. (2009)**, la plus grande partie du plomb dans les racines de la plante se lie aux sites d'échange d'ions de la paroi cellulaire ou précipite dans les espaces extracellulaires sous forme de phosphate et carbonate (Pb_3PO_4 , $Pb_3(CO_3)_2(OH)_2$), le plomb non lié se déplace à travers les canaux de calcium et s'accumule à proximité de l'endoderme dont la bande de Caspary, en présence de faibles concentrations, constitue une barrière au passage de ce métal dans le cylindre central. Ce qui explique les faibles teneurs obtenues dans les feuilles de tous les traitements.

Le taux de plomb à la dose de 2500 et 10000 ppm de plomb est plus élevé dans les feuilles comparativement aux racines de la plante. Nos résultats sont corroborés avec ceux des travaux de **Hanc et al. (2009)**, où il a observé dans le cas de plantes hyperaccumulatrices, les racines transfèrent le Pb vers les parties aériennes où il sera accumulé.

A plus forte concentration, le plomb passe dans le xylème puis est transporté vers les parties aériennes sous forme de Pb-acétate, Pb nitrate et Pb-sulfide (**Peralta-Videa et al., 2009**) ce qu'il confirme nos résultats.

D'après **Liu et al. (2003)**, les différences dans la translocation vers les parties aériennes peuvent s'expliquer par des éventuelles différences dans les formes du plomb dans la plante. Des études ont montré que la présence de ligands organiques dans le milieu de culture augmente le prélèvement du plomb et que les complexes qu'ils forment avec le plomb sont mobiles dans les plantes, permettant la translocation vers les parties aériennes (**Vassil et al., 1998 ; Hammer et Keller, 2002 ; Ruley et al., 2006 ; Cui et al., 2007**). Des auteurs tels que **Halim et al. (2003)** et **Evangelou et al. (2007)**, mettent en évidence que les substances humiques (notamment les acides humiques) sont également capables de former des complexes stables avec le plomb, et donc d'être plus facilement prélevés par les racines puis transloquer vers la partie aérienne de la plante.

➤ Cadmium

La teneur en cadmium augmente dans les feuilles et racines des plantes soumises au stress par le cadmium par rapport à la plante témoin. Des études ont montré l'accumulation de cadmium dans les feuilles et dans les racines chez certaines plantes *Nicotiana tabacum* L., *Nicotiana rustica* L., *Zea mays* L., et *Brassica oleracea* (**Mench et al., 1989 ; Boon et Soltanpour, 1992**).

L'accumulation de cadmium est plus importante dans les feuilles que dans les racines d'*Atriplex canescens*. Ces résultats sont en accord avec ceux de **Davies et White (1981)**, qui ont montré un transport du cadmium vers les parties aériennes de la plante. Le même résultat a été observé chez le tabac qui accumule dans ses feuilles plus de 80% du cadmium prélevé par les racines (**Elmayan et Tepfer, 1994**). C'est aussi le cas des espèces sauvages dites hyperaccumulatrices: *A. halleri* et *T. caerulescens* (**Lombi et al., 2000 ; Dahmani- Müller et al., 2001 ; Wojcik et al., 2005**).

La facilité de transfert du Cd est liée entre autre à sa grande mobilité dans le sol par rapport aux autres métaux (**Hooda et Alloway, 1994**). Sa biodisponibilité et sa mobilité sont liées à sa solubilité et à sa forme géochimique (**Ma et Rao, 1997**).

Il a été clairement démontré que la capacité d'accumulation de cadmium était dépendante de la famille végétale (**Kuboi et al., 1986**) et de l'espèce (**Coullery, 1997**). Selon **Kuboi et al. (1986)**, Les plantes cultivées les plus accumulatrices de cadmium sont les Chénopodiacées (épinard, betterave), les Brassicacées (chou, navet, radis) et les Astéracées (laitue).

Cependant, des résultats contradictoires montrent que pour la plupart des plantes, la concentration de cadmium dans les racines est au moins trois fois plus importante que celle des parties aériennes (**Chino et Baba, 1981 ; Sameni et al., 1987**). Par exemple chez *Azolla filiculoides*, les niveaux d'accumulation du Cd²⁺ sont au moins deux fois plus élevés dans les racines que dans les parties aériennes (**Sela et al., 1989**), le riz (**Ros et al., 1992**), le petit pois (**Chugh et al., 1992**) et la laitue (**Costa et Morel, 1994b**).

Ce qui rejoint encore nos résultats, à la dose 10000 ppm l'accumulation de cadmium se fait préférentiellement au niveau de la partie souterraine de la plante. Selon **Van Beusichem (1989)**, le stockage de Cd dans les racines de la plante peut être considéré comme une forme de désintoxication.

Jarvis et Jones (1978) ont rapporté que les racines de *Latium perenne* agissent comme une barrière. Ainsi, ils réduisent le transport du cadmium vers les parties aériennes et conservent plus de 90% de cadmium dans les racines. **Cataldo et al. (1981)**, obtiennent pour le soja un taux de rétention similaire (84 %).

La translocation du cadmium n'est pas universelle parmi les plantes ; des études ont révélé une accumulation de cadmium dans les racines chez certaines plantes (**Carlson et Ragsdale, 1988 ; Mench et al., 1989**) et dans les feuilles chez d'autres (**Kim et al., 1988 ; Boon et Soltanpour, 1992**).

2.4. Spéciation et la mobilité des métaux lourds

La mobilité des ETM est définie comme la capacité à passer d'un compartiment à un autre (énergiquement moins stable) ou à changer de phase (passage de la phase solide à la phase liquide) (**Juste et Solda, 1988**).

La mobilité des ETM, aussi bien que leur biodisponibilité, dépend fortement de leur spéciation chimique dans les sols. En réalité, la détermination exacte de la spéciation chimique est souvent difficile et dans la plupart des cas impossible (**Quevauviller, 1997**).

Par conséquent, la détermination des formes plus larges, basées sur les extractions chimiques séquentielle, se sont montrées comme un bon compromis pour fournir des informations sur la spéciation des métaux dans les sols et donc sur le risque de contamination de l'environnement.

Les résultats obtenus de la mobilité des métaux lourds dans le sol montrent que :

➤ Cuivre

Le Cu est très peu échangeable et principalement présent dans la phase oxydable dans les sols. Ces mêmes résultats sont conformes à ceux obtenus sur les sols contaminés par des eaux usées (**Yatrabi et al., 2000 ; Baba Ahmed, 2010**). Cette grande affinité envers la fraction oxydable a été enregistrée aussi dans le sol d'une décharge publique (**Romane et al., 2015**). Cette affinité envers la fraction oxydable a été enregistrée par plusieurs auteurs qui associent préférentiellement le Cu à la matière organique, aux oxydes de fer et de manganèse ainsi qu'aux carbonates (**Alloway, 1990**). Même résultat obtenu par **GWRTAC (1997)**, qui souligne d'ailleurs l'affinité prononcée du cuivre pour la matière organique. Bien que de nombreuses études aient montré que les métaux sont fortement liés à la matière organique des sols, nos résultats indiquent que le cuivre présente une forte affinité pour la matière organique. Plusieurs études **Arias et al. (2004) ; Arias-Estévez et al. (2007) ; Lejon et al. (2008)**, ont montré qu'il existe néanmoins une variabilité de la concentration en cuivre entre les phases porteuses solides en fonction du type de sol et du temps, mais pas de la concentration totale.

Selon **Adriano (2001)**, 98% du Cu soluble dans le sol se trouvent complexés par la matière organique, alors que **Underwood et al. (1999)**, estiment que 80% du Cu soluble est sous forme chélatée. Les études de **Jacobson et al. (2007)**, ont montré que le cuivre présente une association préférentielle avec la matière organique du sol. Même résultat a été observé par **Wong et al. (2001)**, selon le protocole de Tessier ont montré que le cuivre était essentiellement associé à la matière organique.

Les concentrations en cuivre échangeable dans les sols contaminés par le cuivre et non contaminés, elles sont faibles. Ces résultats sont en accord avec des études récentes (**Fernández-Calviño *et al.*, 2008b ; Lejon *et al.*, 2008**), qui ont montré que la concentration en cuivre liée à la matière solide représente plus de 99 % de la concentration en cuivre total du sol. Ceci montre une très forte complexation du cuivre avec les phases organiques et inorganiques porteuses du cuivre.

Le Cu a une très forte affinité pour les matières organiques et a tendance à former avec elles des complexes solubles (avec les acides fulviques par exemple) ou insolubles (avec les acides humiques par exemple). Selon **GWRTAC (1997)** et **EPA (1992)**, ont montré que la mobilité du cuivre peut s'accroître par la complexation avec des ligands organiques solubles tels que les acides humiques. Cependant, la matière organique peut réduire la biodisponibilité du cuivre par la formation de complexes métaux/ligands organiques (**Tom-Petersen *et al.*, 2001**). Alors que **Kabata-Pendias et Pendias (1992)**, estiment que le Cu est très peu mobile dans les sols.

➤ **Zinc**

Le Zn est très peu échangeable, celui qui a les plus fortes teneurs dans la phase oxydable. Nos résultats sont en accords avec les travaux de **Aboubaker (2003)** et **Algan *et al.* (2004)**. **Xiao-quan *et al.* (1993)** ont enregistré des teneurs importantes en zinc dans la fraction organique et qu'il se trouve lié à l'acide humique en formant des complexes stables. Selon **Goulding *et al.* (1998)**, en moyenne 65% de Zn soluble dans les sols se trouvent associés aux amines et aux acides fulviques, tandis que les complexes insolubles sont associés aux acides humiques.

Stephan *et al.* (2008) a étudié la spéciation de zinc dans la solution du sol. Ils ont constaté que 86% de zinc dans la solution du sol est liée à la dissolution de la matière organique, alors qu'environ 8% est présent sous une forme libre et 7% n'est présent que le zinc associés à des paires d'ions inorganiques.

En effet cet élément change de forme rapidement dans ses formes chimiques les moins actives dans le sol (complexes organiques et précipités minéraux) (**Pichard, 2005**).

Au contraire, le travail de **Gupta (1996)**, montre que la fraction mobile de Zn représente 1 à 20% et ses complexes avec la matière organique 1,5 à 2,3%.

➤ **Plomb**

Le plomb se trouve lié essentiellement à la fraction organique. D'autre part, il est très faiblement adsorbé par la fraction échangeable. Cette répartition est en accord avec des nombreuses études qui s'explique par le fait que le 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 (**Shahid et al., 2012**) et/ou que le sol a dépassé sa capacité de sorption pour le Pb (**Morlot, 1996 ; Raskin et Ensley, 2000**).

Nos résultats sont similaires à ceux de **McKenzie (1980) ; Hettiarachchi et Pierzynski (2002)**, qui ont trouvé que le plomb présente une forte réactivité vis-à-vis de la matière organique. Selon **Sanders (1986)**, la grande affinité de la matière organique vis-à-vis de ce métal expliquerait l'accumulation préférentielle de ce métal dans les horizons de surface. Ces interactions avec la phase solide contribuent à la faible solubilité et mobilité de cet élément par rapport aux autres métaux et les concentrations relativement faibles de Pb dans les solutions de sols naturels confirment cette hypothèse (**Eick et al., 1999 ; Badawy et al., 2002**). L'adsorption de Pb sur la matière organique est connue et a été montrée dans de très nombreux travaux (**Lofts et Tipping, 1998 ; Morin et al., 1999 ; Weng et al., 2001a ; Bataillard et al., 2003**).

➤ Cadmium

Les résultats obtenus de la mobilité des métaux lourds au niveau du sol montrent que la rétention du cadmium se fait majoritairement sur la phase échangeable du sol.

Cette répartition du cadmium est aussi décrite par de nombreuses études réalisées sur des sols contaminés qui associent préférentiellement le Cd à la fraction échangeable et la phase résiduelle (**Alloway, 1990**).

Nos résultats sont similaires à ceux de **Hickey et Kittrick (1984)**, qui ont trouvé que le cadmium lié à la phase échangeable. Cependant, On le retrouve parfois lié aux acides humiques dans des solutions de sol (**Bolton et Evans, 1991**).

D'après **Alloway (1995)**, le Cd est relativement mobile dans les sols par rapport à d'autres éléments en traces comme Pb et Cu.

La disponibilité du cadmium dans la fraction échangeable est plus importante en comparaison avec les autres éléments métalliques étudiés, ce qui favorise mieux leur mobilité.

Conclusion

Conclusion

Afin de mieux connaître les mécanismes du transfert des métaux lourds du sol vers la plante, il est nécessaire de connaître les teneurs métalliques pouvant être accumulées par les organes végétatifs. Pour cette étude, une partie expérimentale préliminaire a permis de déterminer le dosage des éléments métalliques (Cu, Zn, Pb et Cd) au niveau des parties aériennes et racinaires de la plante.

- Les résultats obtenus ont montré que la surface foliaire et la croissance de l'*Atriplex canescens* sont sensibles au stress causé par les métaux lourds testés.
- La longueur des racines est plus affectée par les métaux lourds, ceci est dû au phénomène d'absorption des racines qui sont plus exposées aux effets toxiques des métaux.
- Les concentrations des métaux lourds agissent positivement sur la production de biomasse de l'*Atriplex canescens*. Par contre, quelle que soit la concentration des métaux lourds, la plante présente une plus forte biomasse aérienne comparativement à la biomasse racinaire.
- L'augmentation de la concentration des métaux lourds induit une réduction dans la photosynthèse et une inhibition de la synthèse de la chlorophylle, toutes ces modifications observées pourraient être prises comme biomarqueurs de toxicité des métaux lourds sur la plante.
- L'application de stress métalliques sur l'*Atriplex canescens* a entraîné une augmentation des sucres solubles, proline, et antioxydants (polyphénols, flavonoïdes) en fonction de la concentration croissante des métaux lourds, cette augmentation est plus importante dans les feuilles que les racines. L'accumulation des sucres solubles, proline, des polyphénols totaux et des flavonoïdes est très importante chez l'*Atriplex* stressée comparativement à la plante non stressée.
- La teneur relative en eau et le déficit hydrique dans les feuilles représentent des excellents indicateurs pour estimer l'état d'hydratation des plantes face aux contraintes abiotiques. L'effet du stress métallique se traduit par une diminution de la teneur en eau chez l'*Atriplex canescens* en fonction de la concentration croissante des métaux lourds appliqués.
- La réponse protéique des plantes d'*Atriplex canescens* vis à vis d'un stress métallique varie selon l'organe et l'intensité du stress. Les analyses des protéines totales à l'aide de la méthode de BRADFORD montrent que l'accumulation des protéines totales s'effectue principalement aux niveaux des feuilles sous les différents traitements métalliques. Les

racines présentent toujours des teneurs en protéines totales remarquablement inférieures à celles des parties aériennes.

- L'*Atriplex canescens* accumule des concentrations élevées de Cd et de Cu dans leurs parties aériennes. Par contre l'*Atriplex canescens* a montré la capacité la plus faible de translocation de zinc et de plomb des racines vers les parties aériennes.

En effet, la connaissance des teneurs totales en métaux lourds dans les organes de la plante est nécessaire mais elle n'est cependant pas suffisante pour évaluer leur mobilité et les risques environnementaux qui en découlent. La prévision de ces risques est étroitement liée aux formes physico-chimiques sous les quelles les métaux sont présents, c'est à dire à leur spéciation.

La spéciation des métaux lourds est obtenue grâce à l'extraction séquentielle réalisée selon le protocole décrit par Tessier.

Ce test a permis de mettre en évidence la répartition des éléments métalliques dans les différentes phases du sol. Les résultats obtenus montrent que la phase organique présente un site privilégié pour la plupart des éléments métalliques étudiés. En termes de mobilité et disponibilité nous avons remarqué que :

- Le zinc et le cuivre sont associés principalement à la phase oxydable (matière organique) dans le sol donc le zinc et le cuivre sont immobiles.
- Le Pb dans le sol est lié majoritairement à la matière organique, donc le Pb est théoriquement peu mobile.
- Le cadmium est pratiquement lié à la phase échangeable dans le sol, donc le cadmium est potentiellement mobile.

Enfin, la plante *Atriplex canescens* mérite d'être exploitée en vue de l'utiliser pour la dépollution des sols par les approches de la phytoremédiation. Ces plantes pourraient constituer un modèle intéressant pour l'étude des mécanismes d'exclusion du métal mais également être utilisées pour la culture sur des sols contaminés en métaux.

En perspective :

Suite aux résultats que nous venons de décrire, nous pouvons proposer quelques orientations afin d'apporter de nouvelles informations sur les réponses de l'*Atriplex canescens* aux stress métalliques.

- Il serait indispensable de faire d'autres études pour l'identification des gènes responsables de la tolérance au stress métallique.

- Une expérimentation directe de l'*Atriplex canescens* sur des sites pollués serait nécessaire pour se rapprocher d'avantage des conditions naturelles dont l'objectif est de proposer l'*Atriplex canescens* comme plante phytoremédiatrice afin de dépolluer et réhabiliter les sites pollués par les métaux lourds en Algérie.
- Il serait en effet intéressant d'analyser l'évolution de l'activité des enzymes impliqué dans la réponse au stress métallique.
- Il serait important de tester la capacité de l'*Atriplex canescens* sous d'autres conditions expérimentales en tenant compte de l'âge de la plante car elle répond aux contraintes environnementales de manière différente au cours de son développement.
- Une étude histologique au niveau racinaire sera très intéressante pour affirmer la lignification des cellules racinaires en présence des éléments traces métalliques.
- Il sera important aussi de tester les capacités de tolérance de l'*Atriplex canescens* sur des milieux contenant un mélange de plusieurs métaux lourds. 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 » du l'*Atriplex canescens*.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abassi M, Lamhamedi MS, Hachani C, Béjaoui Z. 2018.** Évaluation morpho-physiologique de trois clones de *Salix* des zones semi-arides soumis à un excès de zinc en conditions hydroponiques. *Canadian Journal of Forest Research*. **48**, 599-609.
- Abdel-Aal ESM, Young JC, Rabalski I. 2006.** Anthocyanin composition in black, blue, pink, purple, and red cereal grains. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. **28;54(13)**,4696-704.
- Abdul Motalib M, Abdul Rida. 1996.** Concentrations et croissance de lombriciens et de plantes dans des sols contaminés ou non par Cd, Cu, Fe, Pb et Zn : Interactions plante-sol-lombricien. *Soil Biology and Biochemistry*. **28 (8)**, 1037-1044.
- Abdul Rida AMM, 1992.** Biosurveillance de la contamination du sol : Apport de l'étude des lombriciens à l'évaluation des risques liés aux éléments traces. Document pédozoologique, Lab. de Zooécologie du sol, INRA, Montpellier. p 233.
- Aboubaker C. 2003.** Impacts of phosphate discharges concentrating on the distribution of heavy metals soil-plant interface in the region Métaoui. DEA, FST. p85.
- Achour A. 2005.** L'effet du traitement salin sur l'évolution des Na⁺ et K⁺ chez l'*Atriplex halimus* L. Mémoire de Magister, Univ d'Oran ES-SENIA. p 85.
- ADEME. 2010.** Agence de l'Environnement et de la Maitrise de l'Energie ; <http://www2.ademe.fr/servlet/KB ase Show ? Sort = 1 & cid=96& m=3 & catid=10157>.
- Adriano DC. 2001.** Trace elements in terrestrial environments : biogeochemistry, bioavailability and risks of metals. *2nd Edition Springer-Verlag*, New York, Berlin, Heidelberg, p 867.
- Ahmad P, Nabi G, Ashraf M. 2011.** Cadmium-induced oxidative damage in mustard [*Brassica juncea* (L.) Czern. & Coss.] plants can be alleviated by salicylic acid. *South African Journal of Botany*. **77**, 36-44
- Ahsan N, Lee SH, Lee DG, Lee H, Lee SW, Bahk JD, Lee BH. 2007.** Physiological and protein profiles alternation of germinating rice seedlings exposed to acute cadmium toxicity. *C R Biologies*. **330**,735–746.

Ait Hamadouche N, Aoumeur H, Djedjai S, Slimani M, Aoues AEK. 2012. Phytoremediation potential of *Raphanus sativus* L. for lead contaminated soil. *Acta Biologica Szegediensis*. **56** (1), 43-49.

Akinci IE, Akinci S. 2010. Effect of chromium toxicity on germination and early seedling growth in melon (*Cucumis melo* L.). *African Journal of Biotechnology*. **9**, 4589-4594.

Alberte, Thornber ,1977. Water stress effects on the content and organization of chlorophyll in mesophyll and bundle sheath chloroplasts of maize. *Plant Physiology*. **3**,351-353.

Alcántara E, Romera FJ, Cañete M, De laGuardia MD.1994. Effects of heavy metals on both induction and function of root Fe(III) reductase in Fe-deficient cucumber (*Cucumis sativus* L.) plants. *Journal of Experimental Botany*. **45**, 1893-1898.

Algan O, Balkis N, Namik cagatay M, Sari E. 2004. The sources of metal contents in the shelf sediments from the Marmara sea. *Journal of Turkey Environmental Geology*. **46**, 932-950.

Ali B, Qian P, Jin R, Ali S, Khan M, Aziz R, Tian T, ZhouW. 2014. Physiological and ultra-structural changes in *Brassica napus* seedlings induced by cadmium stress. *Biologia Plantarum.*, **58**, 131-138.

Ali MB, Singh N, Shohael AM, Hahn EJ, Paek KY. 2006. Phenolics metabolism and lignin synthesis in root suspension cultures of *Panax ginseng* in response to cooper stress. *Journal of Plant Sciences*. **171**, 147-154.

Ali NA, Bernal MP, Ater M. 2002. Tolerance and bioaccumulation of copper in *Phragmites australis* and *Zea mays*. *Plant and Soil*. **239**, 103-111.

Ali SS, Kasoju N, Luthra A, Singh A, Sharanabasava H, Sahu A, Bora U. 2008. Indian medicinal herbs as sources of antioxidants. *Food Research International*. **41**, 1–15.

Alloway BJ. 1990. Heavy Metals in Soils. 1st Edn., Blackie, Glasgow, UK., ISBN-13: 9780470215982, p 339.

Alloway, BJ. 1995. Heavy Metals in Soils. Blackie Academic and Professional, Chapman and Hall, London, p 368.

Anderson C W N, Brooks R R, Stewart RB, Simcock R. 1998. Harvesting a crop of gold in plants. *Nature*. **395**, 553-554.

Anderson CM, Hallberg A, Hogberg T. 1996. Advances in the développement of pharmaceutical antioxidant drug. *Food Chemistry*. **28**, 65-180.

Anderson JA, Churchill GA, Autrique JE, Tanksley SD, Sorrells ME. 1993. Optimizing parental selection for genetic linkage maps. *Genome*. **36 (1)**, 181-186.

Angle S, Linacre N. 2005. Metal phytoextraction. A survey of potential risks, *International Journal of Phytoremediation*. **7**, 241-254.

Ann Peer W, Baxter IR, Richards EL, Freeman JL, Murphy AS. 2005. Phytoremediation and hyperaccumulator plants. *Topics Current Genetic*. **14**, 299-340.

Anonyme. 2009. « Technical/Régulatory Guidance, Phytotechnology Technical and Regulatory Guidance and Decision Trees, Revised. » in www.itrcweb.org/Documents/PHYTO-3.pdf , consulté le 12/07/10.

Anuradha S, Rao SSR. 2007. The effect of brassinosteroids on radish (*Raphanus sativus* L.) seedlings growing under cadmium stress. *Plant Soil and Environment*. **5**, 465–472.

Aoun M. 2009. Action du cadmium sur les plants de moutarde indienne (*Brassica juncea* L.Czern) néoformés à partir de couches cellulaires minces et issus de semis. Analyses physiologiques et rôle des polyamines. Thèse de doctorat en science, université de Bretagne occidentale. p 135.

Arbona V, Marco AJ, Iglesias DJ, Lopez-Climent MF, Talon M, Gomez-Cadenas A. 2005. Carbohydrate depletion in roots and leaves of salt-stressed potted *Citrus clementina* L. *Plant Growth Regulation*. **46**, 153-160.

Arduini I, Masoni A, Mariotti M, Ercoli L. 2004. Low cadmium application increase *miscanthus* growth and cadmium translocation. *Environmental Experimental Botany*. **52**, 89-100.

Arfan M, Athar HR, Ashraf M. 2007. Does exogenous application of salicylic acid through the rooting medium modulate growth and photosynthetic capacity in two differently adapted spring wheat cultivars under salt stress ? *Journal Plant Physiology*. **6(4)**, 685-694.

- Arias M, Lopez E, Fernandez D, Soto B. 2004.** Copper distribution and dynamics in acid vineyard soils treated with copper-based fungicides. *Soil Science*, **169**, 796-805.
- Arias-Estévez M, Novoa-Munoz JC, Pateiro M, Lopez-Periago E. 2007.** Influence of aging on copper fractionation in an acid soil. *Soil Science*, **172**, 225-232.
- Arnetoli M, Vooijs R, Bookum VT, Galardi F, Gonnelli G, Gabbrielli R, Schat H, Verkleij JAC. 2008.** Arsenate tolerance in *Silene paradoxa* does not rely on phytochelatin-dependent sequestration. *Environmental Pollution*, **152**, 585-591.
- Arris sihem. 2008.** Etude Expérimentale de l'Élimination des Polluants Organiques et Inorganiques par Adsorption sur des Sous Produits de Céréales, thèse de doctorat en sciences en genie des procedes. Université de Constantine. 10-11.
- Atici, Ouml, Aar G, Battal P. 2005.** Changes in phytohormone contents in chickpea seeds germinating under lead or zinc stress. *Biologia Plantarum.*, **49**, 215-222.
- Attia F. 2007.** Effet du stress salin sur le comportement écophysologique et la maturité phénologique de la vigne *Vitis vinifera* L. : Etude de cinq cépages autochtones midi-pyrénées. Thèse de doctorat en sciences agronomiques. L'Institut National Polytechnique de Toulouse, France. p 194.
- Aubert D, Stille P, Probst A. 2001.** REE fractionation during granite weathering and removal by waters and suspended loads: Sr and Nd isotopic evidence, *journal of Geochimica and Cosmochimica Acta*. **65**, 387-406.
- Aubertot JN, Barbier JM, Carpentier A, Gril JJ, Guichard L, Lucas P, Savary S, Savini I, Voltz M. 2005.** Pesticides, agriculture et environnement. Réduire l'utilisation des pesticides et limiter leurs impacts environnementaux. Expertise scientifique collective, synthèse du rapport, INRA et Cemagref (France), p 64.
- Aubouin J, Brousse R, Lehman J. 1975.** Précis de géologie. Paris. p 717.
- Augé RM, Schekel KA, Wample RL. 1986.** Greater leaf conductance of well-watered VA mycorrhizal rose plants is not related to phosphorus nutrition. *New Phytologist*. **103**, 107–116.
- Aurélié M. 2009.** Réponses physiologiques de végétaux supérieurs aux stress métalliques. Caractérisation du rôle des parois cellulaires dans les stratégies défensives des cellules de

tomate (*Solanum lycopersicum* L.) face aux éléments traces métalliques. Thèse de doctorat en sciences agronomiques. Université d'Artois, Faculté des Sciences Jean Perrin. Ecole Doctorale Biologie et Santé de Lille, France, p 153.

Azzouz F. 2011. Effect of the interaction lead-salinity on the physiological responses and biochemical evidence of a halophyte (*Atriplex halimus* L.) and a glycophyte (*Vicia faba* L.). Memory of Magisterium. p 65.

Baba Ahmed A. 2012. Etude de contamination et d'accumulation de quelques métaux lourds dans des céréales, des légumes et des sols agricoles irrigués par des eaux usées de la ville de Hammam Bougrara. Thèse de doctorat. Chimie de l'Environnement. Tlemcen. Algérie, p 256.

Babich H, Stotzky G. 1980. Environmental factors that influence the toxicity of heavy metal and gaseous pollutants to microorganisms. *CRC Critical Reviews in Microbiology*. **8**, 99–145.

Baccouch S, Chaoui A, El Ferjani E. 2001. Nickel toxicity induced oxidative damage in *Zea mays* shoots. *Journal of Plant Nutrition*. **24**, 1085-1097.

Badawy SH, Helal MID, Chaudri AM, Lawlor K, McGrath SP. 2002. Soil solid phase controls lead activity in soil solution, *Journal of Environmental Quality*. **31**,162-167.

Bahorun T, Gressier B, Trotin F, Brunete C, Dine T, Vasseur J, Gazin JC, Pinkas M, Luycky M, Gazin M. 1996. Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Arzneimittel-Forschung*. **46**, 1086-1089.

Baize D, Tercé M. 2002. Les éléments traces métalliques dans les sols. Approches fonctionnelles et spatiales. INRA Editions, Paris, p 565.

Baize D.1997.Teneurs totales en éléments traces métalliques dans les sols. Références etstratégies d'interprétation. Editions INRA. Paris. France, p 408.

Bajguz A. 2011. Suppression of *Chlorella vulgaris* growth by cadmium, lead, and copper stress and its restoration by endogenous brassinolide. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*. **60**, 406-416.

Baker AJM, McGrath SP, Reeves RD, Smith JAC. 2000. Métal hyper- accumulator plants:

areview of the ecology and physiology of a biological resource for phytoremediation of metal-polluted soils. In N Terry, G Banuelos, eds, Phytoremediation of contaminated soil and water. Lewis Publishers CRC, Boca Raton. 85-107.

Baker AJM, Morel JL, Schwartz C. 1997. Des plantes pour dépolluer les friches industrielles. *Biofutur*. **169**, 30-33.

Baker AJM, Reeves RD, Hajar ASM. 1994. Heavy metal accumulation and tolerance in British populations of the metallophyte *Thlaspi caerulescens* J. et C. Presl (*Brassicaceae*). *New Phytologist*. **127**, 61-68.

Baker AJM, Walker PL. 1989. Physiological responses of plants to heavymetals and the quantification of tolerance and toxicity. *Chemical Speciation and Bioavailability*. **1**, 7-17.

Balasundram N, Sundram K, Samman S. 2006. Phenolic Compounds in Plants and Agri-Industrial By-Products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food Chemistry*. **99**, 191-203.

Balestrasse KB, Gallego SM, Benavides MP, Tomaro ML. 2005. The polyamines and proline are affected by cadmium stress in the nodules and roots of soybean plants. *Plant and Soil*. **270**, 343-353.

Banzet N, Richaud C, Deveaux Y, Kazmaier M, Gagnon J, Triantaphylides C. 1998. Accumulation of small heat shock proteins, including mitochondrial HSP22, induced by oxidative stress and adaptative response in tomato cells. *Plant Journal*. **13**, 519-527.

Barber SA. 1995. Soil Nutrient Bioavailability: A Mechanistic Approach. 2nd Ed. John Wiley, New York.

Barber SA. 1984. Soil Nutrient Bioavailability: a mechanistic approach. John Wiley and Sons, New York, Etats-Unis.

Barcelo J, Pochenrieder CH, Andreu I. 1986. Cadmium-induced decrease of water stress resistance in bush bean plants (*Phaseolus vulgaris* L. cv. Contender). I. Effects of Cd on water potential, relative water content and cell wall elasticity. *Journal of Plant Physiologist*. **125**, 17-25.

Barceló J, Poschenrieder C. 1990. Plant water relations as affected by heavy metal stress: a review. *Journal of Plant Nutrition*. **13(1)**, 1-37.

- Barcelo J, Vázquez MD, Poschenrieder C. 1988.** Cadmium induced structural and ultrastructural changes in the vascular system of bush bean stems. *Botanica Acta.* **101**, 254-261.
- Bargagli R. 1998.** Trace elements in terrestrial plants. An ecophysiological approach to biomonitoring and biorecovery. *Springer.* p 324.
- Barrs HD, Weatherley PE. 1962.** Re-examination of the relative turgidity technique for estimation of water deficits in leaves. *Australian Journal of Biological Sciences.* **15**, 413-428.
- Bartosz G. 2003.** Génération of reactive oxygen species in biological Systems. *Comments on Toxicology.* **9**, 5-21.
- Bataillard P, Cambier P, Picot C. 2003.** Short-term transformations of lead and cadmium compounds in soil after contamination. *European Journal of Soil Science.* **54**, 365-376.
- Bates LS, Waldren RP, Teare ID. 1973.** Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and Soil.* **39(1)**, 205-207.
- Begg JE, Turner NC. 1976.** Crop water deficit. Edit. Adv. Agron. **28**, 161-217.
- Belaid N. 2010.** Evaluation des impacts de l'irrigation par les eaux usées traitées sur les plantes et les sols du périmètre irrigué d'El Hajeb-Sfax: salinisation, accumulation et phytoabsorption des éléments métalliques. Thèse de doctorat. Université de Limoges.
- Belarbi A, 2018.** Physiological and phytochemical study of tolerance to heavy metals Pb, Cr (III) and Cr (II) by *Atriplex halimus* L. Mostaganem University, Algeria 179-189.
- Belkhodja M, Bidai Y. 2004.** La réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité austade de germination. *Sciences et changements planétaires/sécheresse.* **15**, (4), 331-335.
- Ben Ahmed H, Zid E, El Gazzah M, Grignon C. 1996.** Croissance et accumulation ionique chez *Atriplex halimus* L. *Cahiers Agriculture.* **5**, 367- 372.
- Ben Ghnaya A., Charles G., BenHamida J et Branchard M., 2006** - Phytoremédiation : apport de la sélection in vitro pour l'obtention de Colza (*Brassica napus* L.) tolérant aux métaux toxiques. *International journal of tropical ecology and geography.* **30(2)**, 69-86.

Ben Hassine A, Bouzid S, 2008. Evaluation des capacités de résistance d'*Atriplex halimus* L. face au cadmium Assessment of *Atriplex halimus* resistance faced with cadmium. *International journal of tropical ecology and geography*. 32, 17 -20.

Ben Khaled L, Morte Gomez A, Honrubia M, Oihaba A. 2003. Effet du stress salin en milieu hydroponique sur le trèfle inoculé par le Rhizobium. *Agronomie*. **23 (7)**, 553- 560.

Ben Naceur M, Rahmoune C, Sdiri H, Meddahi ML, Selmi M. 2001. Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques variétés maghrébines de blé. *Sécheresse*. **12(3)**, 167-74.

Bennabi F. 2005. Métabolisme glucidique et azote chez une halophyte (*Atriplex halimus* L.) stressée a la salinité. Mémoire de magistère en physiologie végétale, Université Es-Senia, Oran, P 136.

Benouis S. 2012. Contribution à l'étude de l'effet des métaux lourds (Cuivre) sur les caractéristiques biométriques et chimiques de la fève (*Vicia faba* L.).Thèse de magistère.Université de Mostaganem, Algerie.

Benrebiha FZ. 1987. Contribution à l'étude de la germination de quelques espèces d'*Atriplex* locales et introduites. Thèse de Magister. Univiversité d'Annaba, Algerie. P 119.

Berlett BS, Stadtman ER. 1997. Protein oxidation in aging, disease and oxidative stress. *American Society for Biochemistry and Molecular Biology*.**272**, 20313-20316.

Bert V, Deram A. 1999. Guide des phytotechnologies : utilisation des plantes dans la dépollution et la réhabilitation des sites contaminés par les métaux lourds, France, Environnement et Développement alternatif.

Bert V. 2000. Tolérance aux métaux lourds et accumulation chez *Arabidopsis halleri*. Thèse de Doctorat, Université des Sciences et Technologies de Lille1, France, p 174.

Berthelin J, Leyval, C. 2000. Contamination des milieux par les éléments en traces. Les conséquences sur les sols et les eaux superficielles. *Comptes rendus de l'Académie d'Agriculture de France*. **86**, 25-37.

Bessoule JJ, et Mench M, 2002. Sols et déchets - Biomarqueurs métaboliques d'effet et d'exposition des végétaux aux métaux traces : candidats lipidiques. Rapport Convention ADEME / Université de Bordeaux 2 n° 9975 010.

- Bezzala A. 2005.** Essai d'introduction de l'arganier (*Argania spinosa* (L.) Skeels) dans la zone de M'doukel et évaluation de quelques paramètres de résistance à la sécheresse. Thèse de Magistère. Université El Hadj Lakhdar Faculté des Sciences -Batna. Algérie. p 143.
- Bhardwaj R, Singhal GS, 1981.** Effect of water stress on photochemical activity of chloroplasts during greening of etiolated barley seedlings, *Plant and Cell Physiology*. **22(2)**, 155-162.
- Biteur N, Aoues A, Kharoubi O, Sliman M. 2011.** Oxidative stress induction by lead in leaves of radish (*Raphanus sativus*) seedlings. *Notulae Scientia Biologicae*. **3 (4)**, 93-99.
- Biteur N. 2012.** Essais d'utilisation du radis (*Raphanus sativus*) dans la phytoremédiation (biodépollution) au niveau du sol contaminé par les métaux lourds (plomb): Etude du stress oxydatif et quelques paramètres enzymatiques. Thèse de Doctorat. Université d'Oran, Algérie.
- Black H. 1995.** Absorbing possibilities: Phytoremediation. *Environ. Health Perspect.* **103**, 1106-1108.
- Blaylock MJ, Huang JW. 2000.** Phytoextraction of metals. In "Phytoremediation of toxic metals: using plants to clean up the environment", Eds. Raskin I., Ensley B.D., New York. 53-71.
- Blaylock MJ, Salt DE, Dushenkov S, Zakharova O, Gussman C. 1997.** Enhanced accumulation of Pb in Indian mustard by soil-applied chelating agents; *Environmental Science and Technology*. **31**, 860-65.
- Blum A, Gozlan G, Meyer J.1981.** The manifestation of dehydration avoidance in wheat breeding germplasm. *Crop Science*. **21**, 495-499.
- Blum A, Mayer J, Golan G. 1988.** The effect of grain number (sink size) on source activity and its water-relations in wheat. *Journal of Experimental Botany*. **39**, 106-114.
- Blum A. 1996.** Crop responses to drought and the interpretation of adaptation. *Plant Growth Regulation*. **20**, 135-148.
- Blum WE. 1990.** Pollution des sols par métaux lourds. Sixième conférence ministérielle européenne sur l'environnement. Bruxelles.

- Bolton KA, LJ Evans. 1991.** Elemental composition and speciation of some landfill leachates with particular reference to cadmium. *Water, air, and soil pollution.* **60**,43-53.
- Boon DY, Soltanpour PN. 1992.** Lead, cadmium and zinc contamination of Aspen garden soils and vegetation. *Journal of Environmental Quality.* **21**, 82-86.
- Borsani O, Zhu J, Verslues PE, Sunkar R, Zhu JK. 2005.** Endogenous siRNAs derived from a pair of natural cisantisense transcripts regulate salt tolerance in Arabidopsis. *Cell.* **123**,1279-1291.
- Bossokpi IPL. 2002.** Etude des activités biologiques de *Fagara zanthoyloides* Lam (Rutaceae).Thèse de doctorat en pharmacie. Université de Bamako. p 9.
- Bouchoukh I. 2009.** Eco behavior-physiological two Chenopodiaceae genera Atriplex and Spinacia submitted to saline stress. Memory of the magisterium in Ecophysiology and plant biotechnology. Mentouri University-Constantine, Algeria. **103**, 38-91-92.
- Boudene C. 1993.** Ces métaux lourds en question. *Pollution atmosphérique.* **35 (139)**, 56-62.
- Boudene, Claude. 1993.** « Ces métaux lourds en question ». 1: 85.
- Boudiaf K. 2006.** Etude des effets anti-xanthine oxydoreductase et anti -radicalaires des extraits des graines de *Nigella sativa*. Mémoire de magister -Université de Sétif.
- Bouker H, Reguieg Yssaad AH, Arbaoui M, Belarbi A. 2018.** Effect of interaction zinc-salinity of soil on parameters (proline, soluble sugar and protein) in bean (*Vicia faba L.*) *International Journal of Biosciences.* **13(3)**, 51-57.
- Bourrelier P et Berthelin J, 1998.** Contamination des sols par les éléments traces : les risques et leur gestion. Rapport de l'Académie des sciences Ed. Lavoisier, Paris.p 42.
- Bourrelier P, Berthelin J. 2008.** Contamination des sols par les éléments en traces: les risques et leur gestion. Rapport n°42 à l'Académie des Sciences. Paris, France: Lavoisier Tec & Doc, p 440.
- Bouyoucos GD. 1951.** A recalibration of the hydrometer method for making mechanical analysis of the soil. *Agronomy Journal.* **43**, 434-438.

Bouziati El Hadj. 2012. Contribution à l'étude de l'effet des métaux lourds (Plomb) sur caractéristiques biométriques et chimiques de la fève (*Vicia faba* L.).Thèse de Magistère.Université de Mostaganem.ALGERIE.

Bouزيد Nedjimia, Youcef D.2009. Cadmium accumulation in *Atriplex halimus subsp. Schwein furthii* and its influence on growth, proline, root hydraulic conductivity and nutrient uptake. *Flora.*, **204**,316-324.

Bouzoubaa Z, El Mourid M, Karrou M, El Gharous MR. 2001.Manual of chemical and biochemical analysis of the plants. The Deroua Experimental Station of Institut National de Recherche Agronomique Morocco.

Bradford MM. 1976. A rapid and sensitive method for the determination of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry.* **72**, 248-254.

Bravin M, Le Merrer B, Denaix L, Schneider A, Hinsinger P. 2010. Copper uptake kinetics in hydroponically-grown durum wheat (*Triticum turgidum durum* L.) as compared with soil's ability to supply copper. *Plant and Soil.* **331**, 91-104.

Bretzel, Francesca Benvenuti, Stefano Pistelli, Laura. 2014. Metal contamination in urban street sediment in Pisa (Italy) can affect the production of antioxidant metabolites in *Taraxacum officinale* Weber. *Environmental Science and Pollution Research.* **21(3)**, 2325–2333.

Briat JF, Lebrum M. 1999.Plant responses to metal toxicity.*Plant Biology Pathology.***322**, 43–54.

Broetto F, Duarte HM, Lüttge U. 2007. Responses of chlorophyll fluorescence parameters of the facultative halophyte and C3–CAM intermediate species *Mesembryanthemum crystallinum* to salinity and high irradiance stress. *Journal of Plant Physiology.* **164**, 904-912.

Brooks RR, Chambers MF, Nicks LJ, Robinson BH. 1998. « Phytomining », *Trends in Plant Science.* **3(9)**, 359-362.

Brooks RR, Lee J, Reeves RD, Jaffré T. 1977. Detection of nickeliferous rocks by analysis of herbarium specimens of indicator plants. *Journal of Geochemical Exploration.* **7**, 49-57.

- Brown SL, Chaney RL, Angle JS, Baker AJM. 1995.** Zinc and cadmium uptake by hyperaccumulator *Thiaspia caerulescens* grown in nutrient solution. *Soil Science Society of America Journal* .**59** (1), 125-133.
- Brugnoli E, Lauteri MR. 1991.** Effects of salinity on stomatal conductance, photosynthetic capacity and carbon isotope discrimination of salt tolerant (*Gossypium hirsutum L.*) and salt sensitive (*Phaseolus vulgaris L.*) C3 non halophytes. *Plant Physiology*. **95**, 628-635.
- Brunet J, Repellin A, Varrault G, Terryn N, Zuily-Fodil Y.2008.** Lead accumulation in the roots of grass pea (*Lathyrus sativus L.*): a novel plant for phytoremediation systems? *Comptes Rendus Biologies*. **331**, 859-864.
- Brunet J, Varrault G, Zuily-Fodil Y, Repellin A. 2009.** Accumulation of lead in the roots of grasspea (*Lathyrus sativus L.*) plants triggers systemic variation in gene expression in the shoots. *Chemosphere*. **77(8)**,1113-1120.
- Burkhead JL, Gogolin RKA, Abdel-Ghany SE, Cohu CM, Pilon M. 2009.** Copper homeostasis. *New Phytologist*. **182**, 799-816.
- Burnie G, Forrester S, Greig D, Guest S. 2003.** Botanica, encyclopédie de botanique et d'horticulture plus de 10.000 plantes au monde entier.
- Burzynski M. 1987.** "The Influence of lead and cadmium on the absorption and distribution of potassium, calcium, magnesium and iron in cucumber seedlings." *Acta Physiologiae Plantarum*. **9**, 229-238.
- Bussler W. 1981.** Physiological functions and utilization of copper. In: Copper in soils and plants (Loneragan JF, Robson AD & Graham RD Eds). *Academic Press*. 213–234.
- Carange J. 2010.** Rôle antioxydant et anti-apoptotique des brassino stéroïdes, une nouvelle stratégie de neuroprotection, Mémoire en biophysique et biologie cellulaires présenté à l'université du québec à trois-rivières. 13-22.
- Cargnelutti D, Tabaldi LA, Spanevello RM, Jucoski GO, Battisti V, Redin M, Linares CEB, Dressler VL, Flores EMM, Nicoloso FT, Morsch VM et Schetinger MRC. 2006.** Mercury toxicity induces oxidative stress in growing cucumber seedlings. *Chemosphere*. **65**, 999-1006.

- Carlson CL, Ragsdale HL. 1988.** Effects of simulated acid precipitation on cadmium and zinc-amended soil and soil-pine systems. *Water air soil pollution*. **42**, 329–340.
- CASAS, Stello. 2005.** Modélisation de la bioaccumulation de métaux traces (Hg, Cd, Pb, Cu et Zn) chez la moule, *mytilus galloprovincialis*, en milieu méditerranéen. Thèse de doctorat : Océanologie biologique, Environnement marin. Université du sud Toulon Var, FRANCE. p 314.
- Cataldo DAj, Garand TR, Wildung RE. 1981.** Cadmium distribution and chemical fate in soybean plants. *Plant Physiology*. **68**, 835-839.
- CCME (Conseil canadien des ministres de l'environnement). 1997.** Recommandations canadiennes pour la qualité des sols, mars 1997, Winnipeg, Canada.
- Cecchi M, Dumat C, Alric A, Felix-Faure B, Pradere P, Guiresse M. 2008.** Multi-metal contamination of a calcic cambisol by fallout from a lead-recycling plant. *Geoderma*. **144(1–2)**, 287–298.
- Cenkci S, Cigerci IH, Yildiz M, Özey C, Bozdog A, Terzi H. 2010.** Pb contamination reduces chlorophyll biosynthesis and genomic template stability in *Brassica rapa* L. *Environmental and Experimental Botany*. **67(3)**, 467-473.
- Chaib GH, Bouchelaleg A, Talbi R. 2015.** Etude phytochimique de quelques variétés de blé tendre (*Triticum aestivum*) et d'orge (*Hordeum vulgare*) et leurs activités biologiques. *European Scientific Journal*. **11(30)**, 1857 - 7881.
- Chaignon V, Hinsinger P. 2002.** Fe-deficiency increases Cu acquisition by wheat cropped in a Cu-contaminated vineyard soil. *New Phytologist*. **154**, 121-130.
- Chaignon V. 2001.** Biodisponibilité du cuivre dans la rhizosphère de différentes plantes cultivées. Cas des sols viticoles contaminés par des fongicides. Thèse de doctorat, Université d'Aix- Marseille. France.
- Chaney RL, Malik M, Brown SL, Brewer EP, Angle JS, Baker AJM. 1997.** Phytoremediation of soil metals. *Current Opinion in Biotechnology*. **8**, 279-284.
- Chao Wang, Jie Lu, Songhe Zhang, Pei Fang, Wang Jun Hou, Jin Qian. 2011.** Effects of Pb stress on nutrient uptake and secondary metabolism in submerged macrophyte *Vallisneria spiralis*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. **74(5)**, 1297-1303.

- Chaoui A, El Ferjani E. 2004.** Impact of cadmium and copper excess on cell wall peroxidases in Pea stems. *Pakistan Journal of Biological Sciences*.**7**, 902-904.
- Chapman HD. 1965.** Methods of soil analysis. Part 2. Chemical and microbiological properties. Ed. C.A. Black, Amer, Soc.. of Agron. Inc. Pub. Agron. Series. **9**, 891-901. Madison, Wisconsin, USA.
- Chardonens AN, Koevoets PLM, VanZanten A, Schat H, Verkleij JAC. 1999.** Properties of enhanced tonoplast zinc transport in naturally selected zinc tolerant *Silene vulgaris*. *Plant Physiology*. **120**, 779-785.
- Chatterjee C, Dube BK, Sinha P, Srivastava P. 2004.** Detrimental effects of lead phytotoxicity on growth, yield, and metabolism of rice. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. **35 (1-2)**, 255-265.
- Chatterjee J, Chatterjee C. 2000.** Phytotoxicity of cobalt, chromium and copper in cauliflower. *Environmental Pollution*. **109**, 69-74.
- Chaudhry TM, Hayes WJ, Khan AG, Khoo CS. 1998.** Phytoremediation - focusing on accumulator plants that remediate metalcontaminated soils. *Australian Journal of Ecotoxicology*. **4**, 37-51
- Cheikh M'hamed H, Abdellaoui R, Kadri K, Ben Naceur M, BelHadj S. 2008.** Evaluation of the salt stress tolerance of a few accessions of barley (*HordiumVulgare* L.) grown in Tunisia. *Physiological approach*. 30- 37.
- Cheng J, Qiu H, Chang Z, Jiang Z, Yin W. 2016.**The effect of cadmium on the growth and antioxidant response for freshwater algae *Chlorella vulgaris*. *Springer Plus*. **5**,1290.
- Cheyrier V, Sarni-Manchado P. 2006.** Structures phénoliques et goût. Les polyphénols en agroalimentaire. Lavoisier. 398.
- Chino M, Baba A. 1981.** The effect of some environmental factors on the partitioning of zinc and cadmium between roots and tops of rice plants. *Journal of Plants Nutrition*. **3**, 203-314.
- Chipeng F, Hermans C, Colinet G, Faucon MP, Ngongo M, Meerts P, Verbruggen N. 2009.** Copper tolerance in the cuprophyte *Haumaniastrum katangense* (S. Moore) P.A. Duvign. & Plancke. *Plant Soil*. **328**,235–244.

Chlopecka A. 1996. Forms of Cd, Cu, Pb, and Zn in soil and their uptake by cereal crops when applied jointly as carbonates. *Water Air Soil Pollution*. **87**, 297-309.

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

Chugh IK, Sawhney SK. 1999. Effect of cadmium on activities of some enzymes of glycolyse and pentose phosphate pathway in pea. *Biologia Plantarum*. **42**, 401-407.

Chugh LK, Gupta VK, Sawhney SK. 1992. Effect of cadmium on enzymes of nitrogen metabolism in pea seedlings. *Phytochemistry*. **31**, 395-400.

Chwartz C, Echevarria G, Morel JL. 2003. Phytoextraction of cadmium with *Thlaspi caerulescens*. *Plant & Soil*. **249**, 27-35.

Clemens S, Palmgren MG, Krämer U. 2002. A long way ahead: understanding and engineering plant metal accumulation. *Trends Plant Science*. **7**, 309-315.

Clemens S. 2006. Toxic metal accumulation, responses to exposure and mechanisms of tolerance in plants. *Biochimie*. **88**, 1707-1719.

Clijsters H, Cuypers A, Vangronsveld J. 1999. Physiological response to heavy metals in higher plants; Defence against oxidative stress. *Zeitschrift fur Naturforsch*, **54**, 730-734.

Clijsters H, Van Assche F. 1985. Inhibition of photosynthesis by heavy metals. *Photosynthesis Research*. **7**, 31-40.

CoïcY, Coppenet M. 1989. Les oligo-éléments en agriculture et élevage. Incidences sur la nutrition humaine. Paris : INRA Ed. p 114.

Cook CM, A Kostidou, Vardaka E, Lanaras T. 1997. Effects of copper on the growth, photosynthesis and nutrient concentrations of Phaseolus plants. *Photosynthetica*. **34**, 179-193.

Cooper EM, Sims JT, Cunnigham SD, Huang JW, Berti WR. 1999. Chelate assisted phytoextraction of lead from contaminated soil. *Journal of Environmental Quality*. **28**, 1709-1719.

Cos P, Ying L, Calomme M, Hu JP, Cimanga K, Van-Poel B, Pieters L, Vlietinck AJ, Vanden Berghe D. 1998. Structure-activity relationship and classification of flavonoids as

inhibitors of xanthine oxidase and superoxide scavengers. *Journal of Natural Products*. **61**, 71-76.

Costa G, Michaut J, Morel J. 1994. Influence of cadmium on water relations and gas exchanges, in phosphorus deficient *Lupinus albus* L. *Plant Physiology and Biochemistry*. **32**,105-114.

Costa G, Morel JL. 1994b. Efficiency of H⁺ ATPase activity on cadmium uptake by cultivars of lettuce. *Journal of Plant Nutrition*. **17(4)**, 627-637.

Costa G, Spitz E. 1997. Influence of cadmium on soluble carbohydrate, free amino acids, protein content of *in vitro* cultured *Lupinus albus*. *Plant Science*. **128**, 131-140.

Coullery P. 1997. Comportement de métaux lourds en agrosystemes tempérés a faible taux de pollution métallique. Thèse de Doctorat Ecole Polytechnique de Lausanne, Université de Suisse.

Cowan MM. 1999. Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology Reviews*. **12**, 564-582.

Cruz de Carvalho MH. 2008. Drought stress and reactive oxygen species. *Plant Signaling & Behavior*. **3**, 156–165.

Cui S, Zhou QX, Wei SH, Zhang W, Cao L, Ren LP. 2007. Effects of exogenous chelators on phytoavailability and toxicity of Pb in *Zinnia elegans* Jacq. *Journal of Hazardous Materials*. **146**, 341-346.

Cunningham SD, Berti WR, Huang JW. 1995. Phytoremediation of contaminated soils, *Trends in Biotechnology*. **13(9)**, 393-398.

Cunningham SD, Berti WR. 2000. Phytoextraction and phytostabilization: technical, economic, and regulatory considerations of the soil-lead issue. In: N Terry, G Bañuelos (eds.) *Phytoremediation of Contaminated Soils and Waters*. CRC Press LLC, Boca Raton, FL, USA, 359-375.

Cuypers A. 2000. Phytotoxic concentrations of copper and zinc induce antioxidative defence in *Phaseolus vulgaris*, cv. Limburgse vroege: a comparative study. Limburgs universitair centrum, Diepenbeek, Belgium.

- Dafré AL, Sies H, Akerboom T. 1996.** Protein S-thiolation and regulation of microsomal glutathione transferase activity by the glutathione redox couple. *Archives of Biochemistry and Biophysics*. **332**, 288-294.
- Dahmani-Müller H, van Oort F, Balabane M. 2001.** Metal extraction by *Arabidopsis halleri* grown on an unpolluted soil amended with various metal-bearing solids: a pot experiment. *Environmental Pollution*. **114**, 77-84.
- Dahmani-muller H, Van Oort F, Gelie B, Balabane M. 1999.** Strategies of heavy metal uptake by three plant species growing near a metal smelter. *Environmental Pollution*. **109**, 1-8.
- DalCorso G, Farinati S, Maistri S, Furini A. 2008.** How plants cope with cadmium: staking all on metabolism and gene expression. *Journal Integrative Plant Biology*. **50**, 1268-1280.
- DalCorso G. 2012.** Heavy metal toxicity in plants, in: Furini, A. (Ed.), *Plants and Heavy Metals, Springer Briefs in Molecular Science. Springer Netherlands*,. 1-25.
- Dan wang D, Heckathorn SA, Wang XZ, Philpott SM. 2012.** A meta-analysis of plant physiological and growth responses to temperature and elevated CO₂. *Oecologia*, **169**, 1-13.
- Das P, Samantaray S, Rout GR. 1997.** Studies on cadmium toxicity in plants: a review. *Environmental Pollution*. **98**, 29-36.
- Datta J K, Nag S, Banerjef A, Mondal NK. 2009.** Impact of salt stress on five varieties of wheat (*Triticum aestivum* L.) cultivars under laboratory condition. *Journal of Applied Sciences and Environmental Management*. **13(3)**, 93-97.
- Davies BE, White HM. 1981.** Trace elements in vegetables grown on soils contaminated by base metal mining. *Journal of Plant Nutrition*. **3**, 387-396.
- Davis JA, Leckie JO. 1978.** Surface ionization and complexation at the oxide/ water interface. II. Surface properties of amorphous iron oxyhydroxide and adsorption of metal ions. *Journal of Colloid and Interface Science*. **67**, 90-107.
- De Araujo S, Silveira JAG, Almeida TD, Rocha IMA, Morais DL, Viégas R A. 2006.** Salinity tolerance of halophyte *Atriplex nummularia* L. grown under increasing NaCl levels. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola Ambiental*. **10(4)**, 848-854.

De Feo V, Senatore F. 1993. Medicinal plants and phytotherapy in the Amalfitan Coast, Salerno Province, Campania, Southern Italy. *Journal of Ethnopharmacology*, **39** : 39–51.

De La Rosa G, Peralta-Videa JR, Montes M, Parsons JG, Cano-Aguilera I, Gardea-Torresdey JL. 2004. Cadmium uptake and translocation in tumbleweed (*Salsola kali*), a potential Cd-hyperaccumulator desert plant species: ICP/OES and XAS studies. *Chemosphere*. **55**, 1159-1168.

De Maria S, Puschenreiter M, Rivelli AR, 2013. Cadmium accumulation and physiological response of sunflower plants to Cd during the vegetative growing cycle, *Plant Soil and Environment*. **59(6)**, 254–261.

Debez A, Saadaoui D, Ramani B, Ouerghi Z, Koyro H, Huchzermeyer B, Abdelly C. 2006. Leaf H⁺-ATPase activity and photosynthetic capacity of *Cakile maritima* under increasing salinity. *Environmental and Experimental Botany*. **57**, 285-295.

Debtor N. 2012. Tests of use of radish (*Raphanus sativus*) in the phytoremediation (bioremediation) at the level of the soil contaminated by heavy metals (lead): Study of oxidative stress and a few settings enzymatic. Thèse de Doctorat. Laboratory of Experimental Biotoxicologie, bioremediation and phytoremediation. **18**, 19-79.

Dechamp C, Meerts P. 2003. La phytoremediation : Panacee pour l'environnement ou menace pour la biodiversite . *Les Naturalistes belges* .82, 135-148.

Deepika M, Anil G. 1999. Transcript levels of genes encoding various glycolytic and fermentation enzymes change in response to abiotic stress. *Plant Science*, **146**, 41-51.

Demirevska-Kepova K, Simova-Stoilova L, Stoyanova Z, Holzer R, Feller U. 2004. Biochemical changes in barley plants after excessive supply of copper and manganese. *Environmental and Experimental Botany*. **52**, 253-266.

Denaix L. 2007. Transfert sol-eau-plante d'éléments traces dans les écosystèmes cultivés contaminés. Mémoire d'Habilitation à Diriger des Recherches, Département Environnement et Agronomie, Université de Pau et des Pays de l'Adour, Pau, France.

Deneux-Mustin S., Roussel-Debet S., Mustin C., Henner P., Munier-Lamy C, Colle C, J Berthelin, Garnier-Laplace J, Leyval C. 2003. Mobilité et transfert racinaire des éléments en traces: influence des micro-organismes du sol, TEC et DOC. Paris, 34-54.

Desjardin Y. 2008. Physiological and ecological functions and biosynthesis of healthpromoting compounds in fruit and vegetables. Improving the health-promoting properties of fruit and vegetable products. Tomas-Barberan, F. A.Gil, M. I.Cambridge, UK. New York, USA, Woodhead publishing limited CRC press. 201-247.

Dey S. K., Dey J., Patra S., Pothal D. 2007. Changes in the antioxidative enzyme activities and lipid peroxidation in wheat seedlings exposed to cadmium and lead stress. *Braz. Journal of Plant Physiology*. **19**, 53–60.

Dhankher OP, Li Y, Rosen BP, Shi J, Salt D, Senecoff JF, et al.2002. Engineering tolerance and hyperaccumulation of arsenic in plants by combining arsenate reductase and γ -glutamylcysteine synthetase expression. *Nature Biotechnology*. **20**, 1140–5.

Di Baccio D, Tognetti R, Minnocci A, Sebastiani L. 2009. Responses of the *Populus × euramericana* clone I-214 to excess zinc: carbon assimilation, structural modifications, metal distribution and cellular localization. *Environmental and Experimental Botany*. **67** (1), 153–163.

Dietz KJ, Baier M, Krämer U.1999. Free radical and reactive oxygen species as mediators of heavy metals toxicity in plants. In: Prasad MNV, Hagemeyer J, eds. Heavy metal stress in plants: from molecules to ecosystems. Berlin: *Springer-Verlag*, 73-97.

Dixit V, Pandey V, Shyam R. 2001. Differential oxidative responses to cadmium in roots and leaves of pea (*Pisum sativum* L. cv. Azad). *Environmental and Experimental Botany*. **52**, 1101-1109.

Djebali W, Chaïbi W, Ghorbel MH. 2002. Croissance, activité peroxydasique et modifications structurales et ultrastructurales induites par le cadmium dans la racine de tomate (*Lycopersicon esculentum*). *Canadian Journal of Botany*. **80**, 942–953.

Djebali W, Zarrouk M, Brouquisse R, El Kahoui S, Limam F, Ghorbel MH, Chaibi W. 2005. Ultrastructure and lipid alterations induced by cadmium in tomato (*Lycopersicon esculentum*) chloroplast membranes. *Plant Biology –Stuttgart*. **7**, 358-368.

Djeddi H. 2006. Use of the waters of a wastewater treatment plant for the irrigation of forest tree species in urban areas. Memory of Magisterium. University Mentouri Constantine. p 92.

- Djerroudi-Zidane O, Belkhodja M, Bissati S, Hadjadj S. 2010.** Effect of saline stress on the proline accumulation in two species *Atriplex halimus* L. and *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. *European Journal of scientific research*. **41 (2)**, 248-259.
- Dos Santos WD, Ferrarese MDL, Finger A, Teixeira CAN, Ferrarese O. 2004.** Lignification and related enzymes in *Glycine max* root growth-inhibition by ferulic acid. *Journal of Chemical Ecology*., **30**, 1203-1212.
- Drazkiewicz A. 1994.** Chlorophyllase: occurrence, functions, mechanism of action, effects of external and internal factors. *Photosynthetica*. **30**, 321-331.
- Dubey RS, Singh AK. 1999.** Salinity induces accumulation of soluble sugars and alters the activity of sugar metabolising enzymes in rice plants. *Biologia Plantarum*. **42(2)**, 233-239.
- Dubois M, Gilles K, Hamilton J, Rebers P, Smith, F. 1956.** Colorimetric Method for Determination of sugar and related substances. *Analytical Chemistry*. **28**, 350- 356.
- Dushenkov V, Kumar PBAN, Motto H, Raskin I. 1995.** Rhizofiltration: The use of plants to remove heavy metals from aqueous streams. *Environmental Science Technology*. **29**, 1239-45.
- Dutuit P, Pourrat Y, Dodeman VL. 1991.** Stratégie d'implantation d'un système d'espèces adaptées aux conditions d'aridité du pourtour méditerranéen. In: L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides. *John Libbey Eurotext*. p 491.
- Ebbs S, Uchil S. 2008.** Cadmium and zinc induced chlorosis in Indian mustard [*Brassica juncea* (L.) Czern] involves preferential loss of chlorophyll b. *Photosynthetica*. **46**, 49-55.
- Ebbs SD, Kochian LV. 1997.** Toxicity of zinc and copper to Brassica species: implication for phytoremediation. *Journal of Environmental Quality*. **26**, 776-781.
- Ebbs SD, Kochian LV. 1998.** Phytoextraction of zinc by oat (*Avena sativa*), barley (*Hordeum vulgare*), and Indian mustard (*Brassica juncea*). *Environmental Science Technology*. **32**, 802-806.
- Edenharder R, Grünhage D. 2003.** Free radical scavenging abilities of flavonoids as mechanism of protection against mutagenicity induced by tert-butyl hydroperoxide or cumene hydroperoxide in *Salmonella typhimurium*TA102. *Mutation Research*. **540**, 1–18.

Edmand. 1963. Effects of treading perennial ryegrass (*Tolium perenne* L.) and white clover (*Trifolium repens* L.) pasture in whiter and summer at two soil moisture levels. *New Zealand Journal of Agricultural Research.* **6**, 265-276.

Ehsan S, Ali S, Noureen S, Mahmood K, Farid M, Ishaque W, Shakoor MB, Rizwan M, 2014. Citric acid assisted phytoremediation of cadmium by *Brassica napus* L. *Ecotoxicology and Environmental Safety.*, **106**, 164-172.

Eick MJ, Peak JD, Brady PV, Pesek JD. 1999. Kinetics of lead adsorption/desorption on goethite: residence time effect. *Journal of Soil Science.* **164**, 28-39.

Eide D, Broderius M, Fett J, Guerinot ML. 1996. A novel iron-regulated metal transporter from plants identified by functional expression in yeast. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America.* **93**, 5624-5628.

Ekmekçi Y, Tanyolaç D, Ayhan B, 2009. A crop tolerating oxidative stress induced by excess lead in maize. *Acta Physiologia Plantarum.* **31**, 319-330.

Ekmekci Y, Tanyolac D, Ayhan B. 2008. Effects of cadmium on antioxidant enzyme and photosynthetic activities in leaves of two maize cultivars. *Journal of Plant Physiology.* **165**, 600-611.

El Shintinawy F, Hassanein RA. 2001. Change in growth, protein patterns and DNA fingerprints of NaCl stressed treated with arginine, putrescine or phenylenediamine. *Egyptian Journal of Biotechnology.* **10**, 405-415.

El-Beltagi HS, Mohamed AA, Rashed MM. 2010. Response of antioxidative enzymes to cadmium stress in leaves and roots of radish (*Raphanus sativus* L.). *Notulae Scientia Biologicae.* **2 (4)**, 76-82.

Elmayan T, Tepfer M. 1994. Synthesis of a bifunctional metallothionein/betaglucuronidase fusion protein in transgenic tobacco plants as a means of reducing leaf cadmium levels. *Plant Journal.* **6**, 433-440.

El-Shatnawi MJ, Mohawesh Y. 2000. Seasonal chemical composition of saltbush in semi arid grassland of Jordan. *Journal of Range Management.* **53**, 211-214.

Envans JL. 1989. Chemistry of metal retention by soil, *Journal of Environmental Science Technology.* **23**, 1046-1056.

EPA 2000. Introduction to phytoremediation. Washington: U.S. Environmental Protection Agency. EPA/600/R-99/107.

Eun SO, Youn H S, Lee Y. 2000. Lead disturbs microtubule organization in the root meristem of *Zea mays*. *Physiologia Plantarum*. **110**, 357–365.

Evangelou MWH, Ebel M, Schaeffer A. 2007. Chelate assisted phytoextraction of heavy metals from soil. Effect, mechanism, toxicity, and fate of chelating agents. *Chemosphere*. **68**, 989-1003.

Faller ALK, Fialho E. 2010. Polyphenol content and antioxidant capacity in organic and conventional plant foods. *Journal of Food Composition and Analysis*. **23**, 561–568.

Fediuc E, Lips SH, Erdei L. 2005. O-acetylserine (thiol) lyase activity in Phragmites and Typha plants under cadmium and NaCl stress conditions and the involvement of ABA in the stress response. *Journal of Plant Physiology*. **162**, 865-872.

Felger RS, Rutman S, Malusa J. 2014. Ajo Peak to Tinajas Altas: Flora of Southwestern Arizona: Part 8, Eudicots: Acanthaceae–Apocynaceae. *Phytoneuron* 2014-85: 1–71. Published 28 August 2014. ISSN 2153 733X.

Fernández-Calviño D, Pateiro-Moure M, López-Periago E, Arias-Estévez M, Nóvoa-Muñoz JC. 2008b. Copper distribution and acid-base mobilization in vineyard soils and sediments from Galicia (NW Spain). *European Journal of Soil Science*. **59**, 315-326.

Ferrandon M, Chamel A. 1989. Absorption foliaire des oligo-éléments, *Journal of Perspectives Agricoles*. **134**, 22-30.

Flagella Z, Trono D, Pompa M, Di Fonzo N, Pastore D. 2006. Seawater stress applied at germination affects mitochondrial function in durum wheat (*Triticum durum*) early seedlings. *Funct. Plant Biology*. **33**, 357-366.

Fodor F, Cseh E, Varga A, Zárny GY 1998. Lead uptake, distribution, and remobilization in cucumber. *Journal of Plant Nutrition*. **21**, 1363-1373.

Francllet A, Lehouerou HN. 1971. Les Atriplex en Tunisie et en Afrique du Nord. Doc. F.A.O. Rome. p 189.

Fusconi A, Gallo C, Camusso W. 2007. Effects of cadmium on root apical meristems of *Pisum sativum* L.: cell viability, cell proliferation and microtubule pattern as suitable markers for assessment of stress pollution. *Mutation Research*. **632**,9-19.

Gajewska E, Sktodowska M. 2007. Relations between tocopherol, chlorophyll and lipid peroxides content in shoots of Ni-treated wheat. *Journal of Plant Physiology*. **164**, 364-366.

Gallego SM, Benavides MP, Tomaro ML.1996. Effect of heavy metal ion excess on sunflower leaves: evidence for involvement of oxidative stress. *Plant Science*. **121**,151-159.

Garbisu C, Alkorta I.2001. Phytoextraction: A cost effective plant-based technology for the removal of metals from the environment. *Bioresource Technology*.**77(3)**, 229-236.

Garg VK, Gupta R, Kumar R, Gupta RK. 2004. Adsorption of chromium from aqueous solution on treated sawdust. *Bioresource Technology*.**92**, 79-81.

Gaujous D. 1993. La pollution des milieux aquatiques, aide-mémoire. Technique et documentation, Ed Lavoisier, Paris.

Gavalda D. 2001. Devenir des éléments traces métalliques dans les boubènes (Luvi-Redoxysol) après épandage de boues granulées. (Thèse de doctorat) INPT-ENSAT, p 258.

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

Ghedira K. 2005. Les flavonoïdes: structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytotherapy*. **3**, 162-169.

Ghnaya T, Nouairi I, Slama I, Messedi D, Grignon C, Abdelly C, Ghorbel MH .2005. Cadmium effects on growth and mineral nutrition of two halophytes: *Sesuvium portulacastrum* and *Mesembryanthemum crystallinum*. *Journal of Plant Physiology*. **162**, 1133-1140.

Ghosh M, Spingh SP. 2005. A review on phytoremediation of heavy metals and utilization of its byproducts. *Applied Ecology and Environmental Research*. **3**, 1-18

Gill SS, Khan NA, Tuteja N. 2011. Cadmium at high dose perturbs growth, photosynthesis and nitrogen metabolism while at low dose it up regulates sulphur assimilation and

antioxidant machinery in garden cress (*Lepidium sativum* L.). *Journal of Plant Science*. **10**, p 1016.

Goldschmidt V.1954. Geochemistry.Clarendon Press. Oxford. p 730.

Gonçalves JF, Becker AG, Cargnelutti D, Tabaldi LA, Pereira LB, Battisti V, Spanevello RM, Morsch VM, Nicoloso FT et Schetinger MRC. 2007. Cadmium toxicity causes oxydative stress and induces response of the antioxidant system in cucumber seedlings. *Brazilian Journal of Plant Physiology*. **19 (3)**, 223-232.

Gopal R, Rizvi AH. 2008. Excess lead alters growth, metabolism and translocation of certain nutrients in radish. *Chemosphere*. **70(9)**, 1539–1544.

Goulding KWT, Blake L. 1998. Land use, liming and the mobilization of potentially toxic metals, *Agriculture, Ecosystems & Environment*. **67**, 135-144.

Greger M. 2004. Métal availability and bioconcentration on plants.In Prasad, M N V & Hagemayer, J (Eds) Heavy métal stress in plants: from molécules to ecosystems, Second Edition Springer-Verlag, Berlin, 231-251.

Grejtovsky A, Markusova K, Eliasova A. 2006. The respone of chamomile plants to soil zinc supply. *Plant Soil Environment*. **52**, 1-7.

Grewelling T, Peech M. 1960. Chemical soil tests. Cornell University, *Agricultural Experiment Station Bull*. p960.

Grusak M A. 1995. Whole-root iron (III)-reductase activity throughout the life cycle of iron-grown *Pisum sativum* L. (Fabaceae): relevance to the iron nutrition of developing seeds. *Planta*. **197**, 111–117.

Gupta D, Huang H, Yang X, Razafindrabe B, Inouhe M. 2010.The detoxification of lead in *Sedum alfredii* H. is not related to phytochelatins but the glutathione. *Journal of Hazardous Materials*. **177(1–3)**, 437-444.

Gupta D, Nicoloso F, Schetinger M, Rossato L, Pereira L, Castro G, Srivastava S, Tripathi R. 2009. Antioxidant defense mechanism in hydroponically grown *Zea mays* seedlings under moderate lead stress. *Journal of Hazardous Materials*. **172(1)**, 479-484.

- Gupta DK, Nicoloso FT, Schetinger MR, Rossato LV, Huang HG, Srivastava S, Yang XE. 2011.** Lead induced responses of *Pfaffia glomerat*, an economically important Brazilian medicinal plant, under in vitro culture conditions. *Bull Environ Contam Toxicol*. **86**, 272-277.
- Gupta SK, Vollmer MK, Krebs R. 1996.** The importance of mobile, mobilisable and pseudo total heavy metal fractions in soil for three-level risk assessment and risk management. *The Science of the Total Environment*, **178**, 11-20.
- Gussarson M, Asp H, Adalsteinsson S, Jensen P. 1996.** Enhancement of cadmium effects on growth and nutrient composition of birch (*Betula pendula*) by buthionine sulphoximine (BSO). *Journal of Experimental Botany*. **47**, 211-215.
- GWRTAC (Ground-Water Remediation Technologies Analysis Center). 1997.** Remediation of Metals-Contaminated Soils and Groundwater. *Technology Evaluation Report*. TE. 97-01.
- H.C.D.S. 1996.** Notice bibliographique sur quelques plantes fourragères et pastorales. Haut commissariat du développement de la steppe. P 15.
- Hadjadj S, Djerroudi O, Bissati S. 2011.** A comparative study of the biochemical mechanisms of salt stress tolerance of two species of *Atriplex*: *Atriplex alimus* L. and *Atriplex canescens* (Purch) Nutt. *Algerian Journal of arid environment*. **1(2)**, 3-10.
- Haguenoer JM, Dubois G, Frimat P, Cantineau A, Lefrançois H, Furon D. 1981.** Mortality due to broncho-pulmonary cancer in a factory producing pigments based on lead and zinc chromates. In: *Prevention of occupational cancer - International symposium, occupational safety and health*, Geneva, Switzerland, Eds. 168-176.
- Hajhashemi S, Kiarostami K, Enteshari S, Sabbora A. 2006.** The effects of salt stress and paclobutrazol on some physiological of two salt- tolerant and salt sensitive cultivars of wheat. *Pakistan Journal of Biological*. **9**, 1370-1374.
- Halim M, Conte P, Piccolo A. 2003.** Potential availability of heavy metals to phytoextraction from contaminated soils induced by exogenous humic substances. *Chemosphere*. **52**, 265-275.
- Hall JL. 2002.** Cellular mechanisms for heavy metal detoxification and tolerance. *Journal of Experimental Botany*. **366**, 1-11.

- Hamer DH. 1986.** Methallothionein. *Annual Review of Biochemistry.* **55**, 913-951.
- Hamid N, Bukhari N, Jawaid F. 2010.** Physiological responses of *Phaseolus vulgaris* to different lead concentrations. *Pakistan Journal of Biological.* **42(1)**.
- Hammer D, Keller C. 2002.** Changes in the rhizosphere of the heavy metal accumulating plants as evidenced by chemical extractants. *Journal Environmental Quality.* **31**, 1561-1569.
- Hanc A, Baralkiewicz D, Piechalak A, Tomaszewska B, Wagner B, Bulska E. 2009.** An analysis of long-distance root to leaf transport of lead in *Pisum sativum* plants by laser ablation-ICP-MS. *International Journal of Environmental Analytical Chemistry.* **89**, 651-659.
- Hare PD, Cress WA, Van Stadem J. 1998.** Dissecting the roles of osmolyte accumulation during stress. *Plant cell and Environment.* **21**, 535-553.
- Harrington CF, Roberts DJ, Nickless G. 1996.** The effect of cadmium, zinc and copper on growth, tolerance index, metal uptake, and production of malic acid, in two strains of the grass *Festuca rubra*. *Canadian Journal of Botany.* **74**, 1742-1752.
- Harrison PM, Arosio P. 1996.** The ferritins: molecular properties, iron storage function and cellular regulation. *Biochimica et Biophysica Acta.* **1275**, 161-203.
- Hartung W, Radin JW, Hendrix DL. 1988.** Abscisic acid movement into the apoplastic solution of water-stressed cotton leaves. *Plant Physiology.* **86**, 908-931.
- Hasegawa I, Terada E, Sunairi M, Wakita H, Shinmachi F, Noguchi A, Nakajima M, Yakasi J, Ando T, Fujita K, Mae T, Matsumoto H, Mori S, Sekja J. 1997.** Genetic improvement of heavy metal tolerance in plants by transfer of the yeast metallothionein gene (CUPI). *Plant nutrition for sustainable food production and environment. Plant Soil.* **196**, 277-281.
- Hasenstein KH, Evans ML, Stinemetz CL, Moore R, Fondren WM, Koon EC, Higby MA, Smucker AJ. 1988.** Comparative effectiveness of metal ions in inducing curvature of primary roots of *Zea mays*. *Plant Physiology.* **86**, 885-889.
- Hassani A, Dellal A, Belkhodja M, Kaid M. 2008.** Effet de la Salinité sur l'eau et certains osmolytes chez l'orge (*Hordeum vulgare* L.). *European Journal of scientific Research.*, **23** (1), 61-69.

Havsteen BH. 2002. The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacol Therapeutics*. **96 (2-3)**, 67-202.

He JY, Ren YF, Zhu C, Yan YP, Jiang DA. 2008. Effect of Cd on growth, photosynthetic gas exchange, and chlorophyll fluorescence of wild and Cd-sensitive mutant rice. *Photosynthetica*. **46**, 466-470.

Hediji H, Djebali W, Belkadhi A, Cabasson C, Moing A, Rolin D, Brouquisse R, Gallusci P, Chaïbi W. 2015. Impact of long-term cadmium exposure on mineral content of *Solanum lycopersicum* plants: Consequences on fruit production. *South African Journal of Botany*., **97**, 176-181.

Hemeir A. 2015. Effet des métaux lourds (cuivre et zinc) sur les paramètres chimiques, morphologiques et biométriques de la tomate (*Lycopersicon esculentum*. Mill).Thèse de magistère.Université de Mostaganem.Algerie.

Henry JR .2000. An overview of the phytoremediation of lead and mercury. National Network of environmental management studies (NMES).

Hettiarachchi G M, Nelson NO, Agudelo-Arbelaez S C, Mulisa YA, Lemunyon J L, 2012. Phytoremediation: protecting the environment with plants. Kansas State University.

Hettiarachchi GM, Pierzynski GM. 2002. In situ stabilization of soil lead using phosphorus and manganese oxide: influence of plant growth. *Journal Environmental Quality*, **31**: 564-572.

Hickey MG, Kittrick JA. 1984. Chemical partitioning of cadmium, copper, nickel and zinc in soil and sediments containing high levels of heavy metals. *Journal Environmental Quality*. **13**, 371 – 376.

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

Hoagland DR, Arnon DI. 1938. The water-culture method for growing plants without soil.*Circular. California Agricultural Experiment Station*. **347**, 1-39.

Hooda PS, Alloway BJ. 1994. Sorption of Cd and Pb by selected temperate and semi-arid soils: effects of sludge application and ageing of sludge soils. *Wat., Air, Soil Pollution*. **74(3-4)**, 235-250.

- Howard JL. 2003.** *Atriplex canescens*. In: Fire Effects Information System, U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station, Fire Sciences Laboratory.
- Hsu YT, Kao CH. 2007.** Cadmium-induced oxidative damage in riceleaves is reduced by polyamines. *Plant Soil*. 291, 27-37.
- Hu J, Shi G, Xu Q, Wang X, Yuan Q, Du K. 2007.** Effects of Pb²⁺ on the active oxygen scavenging enzyme activities and ultrastructure in *Potamogeton crispus* leaves. *Russian Journal of Plant Physiology*. 54(3), 414-419.
- Hu ZZ, Narayanaswamy M, Ravikumar KE, Vijay-Shanker K, Wu CH. 2005.** Literature mining and database annotation of protein phosphorylation using a rule- based System. 2759-2765.
- Huang JW, Chen J, Berti WR, Cunningham SD. 1997.** Phytoremediation of lead contaminated soils: role of synthetic chelates in lead phytoextraction. *Environmental Science and Technology*. 31, 800-805.
- Huang JW, Cunningham SD. 1996.** Lead phytoextraction: species variation in lead uptake and translocation. *New Phytologist*. 134, 75-84.
- Ignat I, Volf I, Popa VI. 2011.** A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food Chemistry*. 126, 1821-1835.
- Impens, R., Fagot, J. et Avril. C., 1991.** Gestion des Sols Contaminés par les Métaux Lourds. Association Francaise Interprofessionnelle du Cadmium, Paris, France.
- Inaba S, Takenaka C. 2005.** Effects of dissolved organic matter on toxicity and bioavailability of copper for lettuce sprouts. *Environment International*., 31, 603-608.
- Interstate Technology & Regulatory Coopération Work Group (ITRC). 2001.** *Phytotechnology Technical and Regulatory Guidance Document*. Washington, D.C., ITRC and Phytotechnologies Teams, 124 p.
- Irfan M, Aqil A, Shamsul H. 2014.** Effect of cadmium on the growth and antioxidant enzymes in two varieties of Brassica juncea. *Saudi Journal of Biological Sciences*.,21, 125-131.
- Irfan M, Hayat S, Ahmad A, Alyemeni MN. 2013.** Soil cadmium enrichment: Allocation and plant physiological manifestations. *Saudi Journal of Biological Sciences*. 20, 1-10.

Isabel CFR, Ferreira, Lillian B, Maria E S, Maria L B, José AP. 2007. Antioxidant activity and phenolic contents of *Olea europaea* L. leaves sprayed with different copper formulations. *Journal Food Chemistry*. **103**,188–195.

Islam E, Liu D, Li T, Yang X, Jin X, Mahmood Q, Tian S, Li J. 2008. Effect of Pb toxicity on leaf growth, physiology and ultrastructure in the two ecotypes of *Elsholtzia argyi*. *Journal of Hazardous Materials*. **154(1–3)**, 914-926.

Islam E, Yang X, Li T, Liu D, Jin, X, 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 (3)**, 806-816.

ISO 11466 International Standard. 1995. Soil quality-extraction of trace elements soluble in aqua regia. 03-01.

Ivette, 2002. Implementation of virtual environments in training and education. Final report. European Commission TSER programme.

Iwai 1, HaraT, Sonoda I. 1975. Factors affecting cadmium uptake by the corn plant. *Soil Sci. Plant Nutrition*. **21**,37-46.

Jacobson AR, Dousset S, Andreux F, Baveye PC. 2007. Electron Microprobe and Synchrotron X-ray Fluorescence Mapping of the Heterogeneous Distribution of Copper in High-Copper Vineyard Soils. *Environmental Science Technology*. **41**, 6343-6349.

Jacob-Wilk D, Holland D, Goldschmidt EE, Riov J, Eyal Y. 1999. Chlorophyll breakdown by chlorophyllase: Isolation and functional expression of the Chlase1 gene from ethylene-treated citrus fruit and its regulation during development. *Plant Journal*. **20**, 653–661.

Jain A, Poling MD, Karthikeyan AS, Blakeslee JJ, Peer WA, Titapiwatanakun B, Murphy AS, Raghothama KG. 2007. Differential effects of sucrose and auxin on localized phosphate deficiency-induced modulation of different traits of root system architecture in *Arabidopsis*, *Plant Physiology*. **144**, 232-247.

Jana S, Choudhuri M.1982. Senescence in submerged aquatic angiosperms:effects of heavy metals. *New Phytologist*. **90**, 477-484.

- Janmohammadi M, Bihanta MR, Ghasemzadeh F. 2013.** Influence of rhizobacteria inoculation and lead stress on the physiological and biochemical attributes of wheat genotypes. *Cercetări Agronomice în Moldova*. **46(1)**, p 153.
- Jopony M, Young SD. 1994.** The solid solution equilibria of lead and cadmium in polluted soils. *European Journal of Soil Science*. **45(1)**, 59-70.
- Jarvis SC, Jones LHP. 1978.** Uptake and transport of cadmium by perennial ryegrass from flowing solution culture with a constant concentration of cadmium. *Plant Soil*. **49**, 33-342.
- Jeannot R, Lemiere B, Chiron S, Augustin F, Darmendrail D. 2001.** Guide méthodologique pour analyse des sols pollués (Document du BRGM 298). Editions BRGM.
- Jemal F, Ghorbal M H. 2002.** Phytoremediation. *Revue H. T. E.* N° 122.
- Jha AB, Dubey RS. 2004.** Carbohydrate metabolism in growing rice seedlings under arsenic toxicity. *Plant Physiology*. **123**, 1029-1036.
- Jiang W, Liu D. 2010.** Pb-induced cellular defense system in the root meristematic cells of *Allium sativum* L. *BMC Plant Biology*. **10**, 40-40.
- Jiang XJ, Luo YM, Liu Q, Liu SL, Zhao QG. 2004.** Effects of Cadmium on Nutrient Uptake and Translocation by Indian Mustard. *Environmental geochemistry and health*. **26**, 319-324.
- John R, Ahmad P, Gadgil K, Sharma S. 2008.** Effect of cadmium and lead on growth, biochemical parameters and uptake in *Lemna polyrrhiza* L. *Plant Soil Environment*. **54 (6)**, 262-270.
- Jonnala RS, Sibel I, Finlay M, Scott RB. 2010.** Phenolics in the bran of waxy wheat and triticale lines. *Journal of cereal science*. **52**, 509-515.
- Judicaëlle B. 2008.** Adaptation aux métaux lourds d'une Fabacée (légumineuse) : Réponses phénologique et moléculaire au plomb du *Lathyrus sativus* L.. Thèse de doctorat. Biologie végétale. Université Paris-Est. Français.
- Juste C, Chassin P, Gomez A, Lineres M, Mocquot B, Feix I, Wiart J. 1995.** Les micro-polluants métalliques dans les boues résiduelles des stations d'épuration urbaines. ADEME. p 209.

Juste C, Solda P. 1988. Influence de l'addition de différentes matières fertilisantes sur la biodisponibilité du cadmium, du manganèse, du nickel et du zinc contenus dans un sol sableux amendé par des boues de station d'épuration, *Agronomie*. **8**, 897-904.

Juste C. 1988. Appréciation de la mobilité et de la biodisponibilité des éléments en trace dusol. *Science du Sol*. **26**, 103-112.

Kabata-Pendias A, Pendias K. 2001. Trace elements in soils and plants. Third Edition. CRC Press. Boca Raton, USA.

Kabata-Pendias A, Pendias H. 1992. Copper. In: Trace elements in soils and plants, 2nd Edition, CRC Press. 95–108.

Kabata-Pendias A, Pendias H. 2000. Trace elements in soils and plants, Etats Unis, CRC Press (3^e édition).

Kadukova J, Manousaki E, Kalogerakis N. 2008. Pb and cd accumulation and phytoexcretion by salt cedar (*Tamarix smyrnensis bunge*), *International Journal of Phytoremediation*, **10**, 31-46.

Kalyanaraman SB, Sivagurunathan P. 1993. Effect of cadmium, copper and zinc on the growth of blackgram. *Journal of Plant Nutrition*. **16**, 2029-2042.

Kambouche N, Merah B, Derdour A, Bellahouel S, Younos C, Soulimani R. 2011. Activité antihyperglycémiant d'un stérol β -sitoglucoside isolé de la plante *Anabasis articulata* (Forssk) Moq *Phytothérapie*. **9**, 2–6.

Kaplan C. 2010. Indoor air pollution from unprocessed solid fuels in developing countries. *Reviews on environmental health*. **25(3)**, 221-242.

Karimi N, Khanahmadi M, Moradi B. 2012. Accumulation and phytotoxicity of lead in *Cynara scolymus*. *Indian Journal of Science and Technology*. **5 (11)**, 3634-3641.

Kastori R, Petrovic M, Petrovic N. 1992. Effect of excess lead, cadmium, copper and zinc on water relations in sunflower. *Journal of Plant Nutrition*. **15**, 2427-2439.

Kaur G, Singh HP, Batish D R, Kohli R K. 2013. Lead (Pb)-induced biochemical and ultrastructural changes in wheat (*Triticum aestivum*) roots. *Protoplasma*. **1**, 53-62.

Kayser A, Wenger K, Keller A, Attinger W, Felix H R, Gupta S K, Schulin R. 2000. Enhancement of phytoextraction of Zn, Cd, and Cu from calcareous soil: The use of NTA and sulfur amendments. *Environmental Science & Technology*. **34**, 1778-1783.

Kessler JJ. 1990. *Atriplex* forage as a dry season supplementation feed for sheep in the Montané Plains of the Yemen Arab Republic. *Journal of Arid Environments*. **19**, 225-234.

Khudsar T, Mahmooduzzafar, Iqbal M, Sai-ram R K .2004. Zinc-induced changes in morpho-physiological and biochemical parameters in *Artemisia annua*. *Biologia Plantarum*. **48** (2), 255-260.

Kim SR, Chang AC, Page AL, Warneke JE. 1988. Relative concentrations of cadmium and zinc in tissue of selected food plants grown on sludge-treated soils. *Journal Environmental Quality*. **17**, 568-573.

Kinraide TB, Pedler JF, Parker DR. 2004. Relative effectiveness of calcium and magnesium in the alleviation of rhizotoxicity in wheat induced by copper, zinc, aluminium, sodium and low pH. *Plant and Soil*. **259**, 201-208.

Kocchlin-Ramonatxo C. 2006. Oxygen, oxidative stress and antioxidant supplementation, or another way for nutrition in respiratory diseases. *Nutrition Clinique et Métabolisme*. **20**, 165-177.

Komárek M, Tlustoš P, Száková J, Chrastný V, Ettler V. 2007. The use of maize and poplar in chelant-enhanced phytoextraction of lead from contaminated agricultural soils. *Chemosphere*. **67**, 640-651.

Komárek M, Tlustoš P, Száková J, Chrastný V. 2008. The use of poplar during a two- year induced phytoextraction of metals from contaminated agricultural soils. *Environmental Pollution*. **151**, 27-38.

Kopittke P, Menzies N. 2006. Effect of Cu Toxicity on Growth of Cowpea (*Vigna unguiculata*). *Plant and Soil*. **279**, 287-296.

Kopittke PM, Asher CJ, Kopittke RA, Menzies N W 2007a. Toxic effects of Pb²⁺ on growth of cowpea (*Vigna unguiculata*). *Environmental Pollution*. **150**, 280-287.

Kopittke PM, Asher CJ, Kopittke RA, Menzies NW.2008. Prediction of Pb speciation

in concentrated and dilute nutrient solutions. *Environmental Pollution*. **153(3)**, 548-554.

Kopittke PM, Menzies NW, de Jonge MD, McKenna BA, Donner E, Webb RI, Paterson DJ, Howard DL, Ryan CG, Glover CJ, Scheckel KG, Lombi E. 2011. In situ distribution and speciation of toxic copper, nickel, and zinc in hydrated roots of cowpea. *Plant Physiology*. **156**, 663-673.

Korkmaz A, Zuzunlu M, Demirkiran AR. 2007. Treatment with acetyl salicylic acid protects muskmelon seedlings against drought stress. Francis zedgorski institute of plant physiologie.polish academy of science. Krakaow.tyrkey.

Kos V, Budidie B, Hudnic V, Lobnik F. 1996. Determination of heavy metal concentrations in plants exposed to different degrees of pollution using ICP-AES. *Fresenius Journal of Analytical Chemistry*. **354**, 648 -52.

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

Kovacik J, Klejdus B. 2008. Dynamics of phenolic acids and lignin accumulation in metal-treated *Matricaria chamomilla* roots. *Plant Cell Reports*. **27**, 605-15.

Kovacik J, Tomko J, Backor M, Repek M. 2006. *Matricaria chamomilla* is not a hyperaccumulator, but tolerant to cadmium stress. *Plant Growth Regulation*. **50**, 239–247.

Kovalchuk I, Titov V, Hohn B, Kovalchuk O. 2005. Transcriptome profiling reveals similarities and differences in plant responses to cadmium and lead. *Mutation Research: Fundamental and Molecular Mechanisms of Mutagenesis*. **570(2)**,149-161

Kozaki A, Takeba G.1996. Photorespiration protects C3 plants from photooxidation. *Nature*. **384**, 557-560

Kozhevnikova A D, Seregin I V, Bystrova E I, Belyaeva A I, Kataeva M N, Ivanov VB. 2009. The effects of lead, nickel, and strontium nitrates on cell division and elongation in maize roots. *Russian Journal Plant Physiology*. **56**, 242-250.

Kraemer U. 2010. Metal Hyperaccumulation in Plants, *Annual Review of Plant Biology*. **61**, 517-534.

Kramer U, Cotter-Howells JD, Charnock JM, Baker AJM, Smith JAC.1996. Free histidine as a metal chelator in plants that accumulate nickel. *Nature*. **379**,635-638.

Krause GH. 1994. The role of oxygen in photoinhibition of photosynthesis. In MP Foyer CH, ed, Causes of photooxidative stress and amelioration of defense systems in plants. *CRC Press, Boca Raton*. 43–76.

Krupa Z, Moniak M. 1998. The stage of leaf maturity implicates the response of the photosynthetic apparatus to cadmium toxicity. *Plant Science*. **138**, 149-156.

Kuboi T, Noguchi A, Yazaki J.1986. Family-dependent cadmium accumulation characteristics in higher plants. *Plant Soil*. **92**: 405-415.

Küpper H, Kochian L V. 2010.Transcriptional regulation of metal transport genes and mineral nutrition during acclimatization to cadmium and zinc in the Cd/Zn hyperaccumulator, *Thlaspi caerulescens* (Ganges population). *New Phytologist*. **185**, 114-129.

Küpper H, Zhao FJ, McGrath SP. 1999. Cellular compartmentation of zinc in leaves of the hyperaccumulator *Thlaspi caerulescens*. *Plant Physiology*. **119**, 305-311.

Kylin A, Quatrano RS. 1975. Metabolic and biochemical aspects of salt tolerance. *Plants in saline environments*. 147-167.

Lagriffoul A, Mocquot B, Mench M, Vangronsveld J. 1998. Cadmium toxicity effects on growth, mineral and chlorophyll contents, and activities of stress related enzymes in young maize plants (*Zea mays* L.). *Plant Soil*.**200**, 241-250.

Lamaze T, Tousch D, Sarda X, Grignon C, Depigny-This D, Monneveux P, Belhassen E. 1994. Résistance de plantes a la sécheresse : mécanismes physiologiques. Le sélectionneur Français. **45**, 75-85.

Landolfi R, Mower RL, Steiner M. 1984. Modification of platelet function and arachidonic acid metabolism by bioflavonoids. Structure-activity relations. *Biochemical Pharmacology*. **33**,1525-1530.

Larbi A, Morales F, Abadía A, Gogorcena R, Lucena J, Abadía J. 2002. Effects of Cd and Pb in sugar beet plants grown in nutrient solution: induced Fe deficiency and growth inhibition. *Functional Plant Biology*. **29**, 1453-1464.

Lasat MM, Pence NS, Garvin DF, Ebbs SD, Kochian LV. 2000. Molecular physiology of zinc transport in the Zn hyperaccumulator *Thlaspi caerulescens*. *Journal Experimental Botany*. **51**, 71-79.

Laurnet B. 2012. Initiation à la botanique et découverte des petits secrets du monde vert Interactions végétales conservation du jardin botanique de la ville paris science végétales.

Le Floch E. 1989. Plantation d'arbustes fourragers. Bilan préliminaire de 30 mars de pastoralisme. RAB/ 84/025. F.A.O. p 240.

Le Houerou HN. 1992. The rôle of saltbusches (*Atriplex* sp.) in arid land réhabilitation in the Mediterranean Basin: a review. *Agroforestry Systems*. **18**, 107-148.

Le Houérou HN. 2004. *Cajanus cajan* (L.) Millsp. Food and Agric. Org. <http://www.fao.org/ag/agP/AGPC/doc/gbase/data/Pf000150.HTM> Accessed Jan. **12**, 2006.

Le Houérou HN.1980a. Background and justification. In: H.N. Le Houérou (ed.).“Browse in Africa. The current state of knowledge”. International Livestock Center for Africa, Addis Abeba (Ethiopia).p 491.

Lecomte P. 1998. Les sites pollués : Traitement des sols et des eaux souterraines. TEC &DOC, Lavoisier, Paris.

Lee KW, Hur HJ, Lee CY. 2005. Antiproliferative effects of dietary phenolic substances and hydrogen peroxide. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. p53, 1990-1995.

Legros J. 2007. Les grands sols du monde. Presses Polytechniques et Universitaires Romandes. p 574.

Lei YB, Korpelainen H, Li CY. 2007. Physiological and biochemical responses to high Mn concentrations in two contrasting *Populus cathayana* population. *Chemosphere*. **68(4)**, 686-694.

Lejon DPH, Martins JMF, Lévêque J, Spadini L, Pascault N, Landry D, et al. 2008. Copper Dynamics and Impact on Microbial Communities in Soils of Variable Organic Status. *Environmental Science Technology*. **42**, 2819-2825.

Lemzeri Houria. 2007. Réponses écophysiologicals de trois espèces forestières du genre Acacia, Eucalyptus et Schinus (*A. cyanophylla*, *E. gomphocephala* et *S. mölle*) soumises à un stress salin. Thèse magistère, Université Mentouri Constantine. P 32.

Levent Tuna A, Kaya C, Dicitas M, Higgs D. 2008. The combined effects of gibber-ellie acid and salinity on some antioxidant enzyme activities, plant growth parameters and nutritional status in maize plants. *Environmental and Experimental Botany.* **62**, 1–9

Lexmond TM, van der Vorm PDJ. 1981. The effect of pH on copper toxicity to hydroponically grown maize. *Netherlands Journal of Agricultural Science.* **29**, 217-238.

Li J et al. 2003. Protein profiling with cleavable isotope-coded affinity tag (cICAT) reagents: the yeast salinity stress response. *Molecular Cellular Proteomics.* **2(11)**, 1198-204.

Li M, Zhang LJ, Tao L, Li W. 2008. Ecophysiological responses of *Jussiaea rapens* to cadmium exposure. *Aquatic Botany.* **88**, 347-352.

Li X, Zhao M, Guo L, Huang L. 2012. Effect of cadmium on photosynthetic pigments, lipid peroxidation, antioxidants, and artemisinin in hydroponically grown *Artemisia annua*. *Journal Environmental Science (China).* **24**, 1511-8.

Liao MT, Hedley MJ, Woolley DJ, Brooks RR, Nichols MA. 2000a. Copper uptake and translocation in chicory (*Cichorium intybus* L. cv. *Grasslands Puna*) and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill. cv. *Rondy*) plants grown in NFT system. II. The role of nicotinamine and histidine in xylem sap copper transport. *Plant Soil.* **223**, 243-252.

Liao MT, Hedley MJ, Woolley DJ, Brooks RR, Nichols MA. 2000b. Copper uptake and translocation in chicory (*Cichorium intybus* L. cv. *Grasslands Puna*) and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill. cv. *Rondy*) plants grown in NFT system. I. Copper uptake and distribution in plants. *Plant and Soil.*, **221**, 135-142.

Lichtenthaler HK. 1987. Chlorophylls and carotenoids : Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods in Enzymology.***148**, 351-382.

Lin CC, Chen LM, Liu ZH. 2005. Rapid effect of copper on lignin biosynthesis in soybean roots. *Plant Science.* **168**, 855-861.

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. *Ecotoxicology.***18**, 134-

- Liu J, Li K, Xu J, Zhang Z, Ma T, Lu X, Yang J, Zhu Q, 2003.** Lead toxicity, uptake, and translocation in different rice cultivars. *Plant Science*. **165**, 793-802.
- Liu MQ, Yanai J, Jiang RF, Zhang F, McGrath S P, Zhao FJ. 2008.** Does cadmium play a physiological role in the hyperaccumulator thlaspi *caerulescens* ? *Chemosphere*, **71(7)**, 1276-1283.
- Liu S, Yang C, Xie W, Xia C, Fan P. 2012.** The effects of cadmium on germination and seedling growth of *Suaeda salsa*. *Procedia Environ. Sci.* **16**, 293-298.
- Liu T, Liu S, Guan H, Ma L, Chen Z, Gu H. 2009.** Transcriptional profiling of Arabidopsis seedlings in response to heavy metal lead (Pb). *Environmental and Experimental Botany*. **67(2)**, 377-386.
- Liu X, Zhang S, Shan X, Christie P. 2007b.** Combined toxicity of cadmium and arsenate to wheat seedlings and plant uptake and antioxidative enzyme responses to cadmium and arsenate cocontamination. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. **68**, 305-313.
- Lofts S, Tipping E. 1998.** An assemblage model for cation binding by natural particulate matter. *Geochimica and Cosmochimica Acta*. **62**, 2609-2625.
- Lombi E, Zhao FJ, Dunham SJ, McGrath SP. 2001.** Phytoremediation of heavy metalcontaminated soils: natural hyperaccumulation versus chemically enhanced phytoextraction. *Journal of Environmental Quality*. **30**, 1919-1926.
- Lombi E, Zhao FJ, Dunham SJ, McGrath SP. 2000.** Cadmium accumulation in populations of *Thlaspi caerulescens* and *Thlaspi goesingense*. *New phytologist*. **145**, 11-20.
- Lotmani B, Mesnoua M. 2011.** Effects of copper stress on antioxidative enzymes, chlorophyll and protein content in *Atriplex halimus*. *African Journal of Biotechnology*. **10(50)**, 10143-10148.
- Loue A. 1986.** Les oligo-éléments en agriculture. SCPA, Agri-Nathan International, Paris.
- Luo C, Shen Z, Li X, Baker AJM. 2006.** The role of root damage in the chelate-enhanced accumulation of lead by Indian mustard plants. *International journal of Phytoremediation*. **8**, 323-337.

Lutts S, Lefèvre I, Delpèrèe C, Kivits S, Dechamps C, Robledo A, Correal E. 2004. Heavy metal accumulation by halophyte species Mediterranean saltbush”, *Journal of Environmental Quality*. **33**, 1271-1279.

Lux A, Vaculík M, Martinka M, Lišková D, Kulkarni MG, Stirk WA, Van Staden J. 2011. Cadmium induces hypodermal periderm formation in the roots of the monocotyledonous medicinal plant *Merwillia plumbea*. *Annals of Botany*. **107(2)**, 285-292.

Ma LQ, Rao GN. 1997. Chemical fractionation of cadmium, copper, nickel, and zinc in contaminated soils. *Journal of Environmental Quality*. **26(1)**, 259-264.

Maalem S. 2002. Etude écophysiological de trois espèces halophytes du genre *atriplex* (*A. canescens*, *A. halimus* et *A. nummularia*) soumises à l’enrichissement phosphaté. Mémoire de Magistère. Université Baji Mokhtar, Annaba, Algérie. p 76.

Maarouf A .2000. Dictionnaire botanique .p 129

Macheix JJ, Fleuriet A and Jay-Allemand C. 2005. Les composés phénoliques des végétaux: un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. Ed. Presses polytechniques et universitaires romandes, Lausanne, 4-5.

Maillard J. 2001. Le point sur l’Irrigation et la salinité des sols en zone sahélienne. Risques et recommandations. Handicap International. Novembre 2001, p 34.

Maire R. 1962. Flore de l’Afrique du Nord. Vol VI I. Ed Paul Le Chevalier. Paris, p 81.

Malecka A, Piechalak A, Tomaszewska B. 2009. Reactive oxygen species production and antioxidative defense system in pea root tissues treated with lead ions: the whole roots level. *Acta Physiologiae Plantarum*. **31**, 1053–1063.

Malkowski E, Kita A, Galas W, Karez W, Michael K. 2002. Lead distribution in corn seedlings (*Zea mays* L.) and its effect on growth and the concentration of potassium and calcium. *Plant Growth Regul.* **37**, 69-76.

Manquián-Cerdaa K, Crucesb E, Escudeyac M, Zúñigaa G, Calderónd R. 2016. Interactive effects of aluminum and cadmium on phenolic compounds, antioxidant enzyme activity and oxidative stress in blueberry (*Vaccinium corymbosum* L.) plantlets cultivated in vitro. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. **150**, 320-326.

- Marcato CE. 2007.** Origine, devenir et impact du cuivre et du zinc des lisiers porcins. Rôle de la digestion anaérobie. Thèse du doctorat, L'institut national polytechnique de Toulouse. p 184.
- Marchiol L, Leita L, Martin M, Peterssotti A, Zerbi G. 1996.** Physiological responses of two soybean cultivars to cadmium. *Journal of Environmental Quality*. **25**, 562-566.
- Margoshes M, Vallee B. 1957.** A cadmium protein from equine kidney cortex. *Journal of the American Chemical Society*. **79 (17)**, 4813–4814.
- Maroti M, Bognar J. 1991.** Effect of toxic metals inhibiting the growth of plant cell tissues. *Acta Agronomica Hungaria*. **40**, 39-47.
- Marschner H .1995.** Mineral Nutrition of Higher Plants, 2nd edn. London, UK, Academic Press. 889 p.
- Marschner P. 2012.** Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants. Third Edition. Elsevier Ltd. p 651.
- Martin HW, Young TR, Kaplan DI, Simon L, Adriano DC. 1996.** Evaluation of three herbaceous index plant species for bioavailability of soil cadmium, chromium, nickel and vanadium. *Plant and Soil*. **182**, 199-207.
- Martinez JP, Ledent JF, Bajji M, Lutts S. 2003.** Effect of water stress on growth, Na⁺ and K⁺ accumulation and water use efficiency in relation to osmotic adjustment in two populations of *Atriplex halimus* L. *Plant Growth Regulation*. **41**, 63-73.
- Martinez JP, Silva H, Ledent JF, Pinto M. 2007.** Effect of drought stress on the osmotic adjustment, cell wall elasticity and cell volume of six cultivars of common beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *European journal of agronomy*. **26 (1)**, 30-38.
- Martinoia E, Grill E, Tommasini R, Kreuz K, Amrhein N. 1993.** ATP-dependent glutathione S conjugate 'export' pump in the vacuolar membrane of plants. *Nature*. **364**, 247-249.
- Mazoyer M, Roudart L. 1997.** Histoire des agricultures du monde, Editions du Seuil, Paris. p545.

- Mc Farland ML, Ueckert D, Hons FM, Hartmann S. 1994.** Selective-placement burial of drilling fluids: effects on soil properties, buffalograss and fourwing salt-bush after 4 years. *J. Range Managem.* **47**, 475-480.
- McArthur ED, Sanderson C. 1984.** Distribution, systematics and evolution of Chenopodiaceae: an overview. In:Tiedemann, A.r.; McArthur, E.D.; Stutz, H.C.; Stevens, R.; Johnson, K.L., comps. Proceedings Symposium on the biology of Atriplex and related chenopods; 1983 May 2-6; Provo, UT. Gen. Tech. Rep. INT-172. Odgen, UT: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Intermountain Forest and Range Experiment Station: 14-24.
- McBride M.1991.** Adsorption of heavy metals by silicon and aluminium-oxide surfaces on clay minerals –comment, *Journal Soil Science Society of America Journal.* **55**, 1508-1509.
- McBride MB. 1994.** Soil. In Environmental chemistry of soils, Oxford University Press, New York, p 406.
- McGrath S. 1998.** Phytoextraction for soil remediation. In Plants that hyperaccumulate heavy metals: their role in phytoremediation, microbiology, archaeology, mineral exploration and phytomining, Brooks, R., Ed. CAB International: New York, 261-288.
- McGrath SP, Zhao FJ. 2003.** Phytoextraction of metals and metalloids from contaminated soils. *Current Opinion in Biotechnology.***14**, 277-282.
- Mckell CM. 1975.** Salinity in *Atriplex* species: fodder shrubs of arids lands. In: Handbook of plant and crop physiology. Ed. Pessaraki M. and Marcel Dekker.
- Mckenzie AB. 1997.** Isotope evidence of the relative retention and mobility of lead, and radiocesuim in swttish ombrophic peats. *The science of the total environment*, **203(2)**, 115-127.
- McKenzie RM. 1980.** The adsorption of Lead and other heavy metals on oxides of Manganese and Iron. *Australian Journal of Soil Research.* **18**, 61-73.
- Memon AR, Aktoprakligil D, Özdemir A, Vertii A. 2001.** Heavy metal accumulation and detoxification mechanisms in plants. *Turkish Journal of Botany.* **25**, 111-121.

- Mench M, Tancogne J, Gomez A, Juste C.1989.** Cadmium bioavailability to *Nicotiana tabacum* L., *Nicotiana rustica* L., and *Zea mays* L. grown in soil amended or not amended with cadmium nitrate. *Biology and Fertility of Soils*. **8**, 48–53.
- Mench M, Morel JL, Gucker-t A, Gillet B. 1988.** Metal binding with exudates of low molecular weight. *Journal of Soil Science*. **39**, 521-527.
- Mengel K, Kirkby EA. 2001.** Soil copper. In: Principles of plant nutrition, 5th Edition, *Kluwer Academic Publishers*. 599-611.
- Menon MM. 2006.** Influence of soil pollution by heavy metals on the water relations of young forest ecosystems. Swiss federal institute of technology.
- Meyers DER, Auchterlonie GJ, Webb RI, Wood B. 2008.** Uptake and localisation of lead in the root system of *Brassica juncea*. *Environmental Pollution*. **153**, 323-332.
- Michalak A.2006.** Phenolic compounds and their antioxidant activity in plants growing under heavy metal stress. *Polish Journal of Environmental Studies*.**15**, 523–30.
- Michel A. 2009.** Action du cadmium sur les plants de moutarde indienne (*Brassica juncea* (L.) Czern) néoformés à partir de couches cellulaires minces et issus de semis. Analyses physiologiques et rôle des polyamines. Thèse de doctorat a l'Université de Bretagne occidentale. p 100.
- Middleton E, Kandaswami C, Theoharides TC. 2000.** The effects of plant flavonoids on mammalian cells: implications for inflammation, heart disease and cancer. *Pharmacological Reviews*. **52**, 673-839.
- Mihoub A, Chaoui A, Ferjani EE. 2005.** Biochemical changes induced by cadmium and copper during pea seed germination (*Pisum sativum* L.). *Comptes rendus Biologies*, **328**, 33 - 41.
- Mile O, Mészáros I, Veres SZ, Lakatos G. 2002.** Ecophysiological study on the salt tolerance of a pannonian endemism (*Lepidium crassifolium* (W. et K.) in inland saline area. In Proceedings of the 7th Hungarian congress on plant physiology. **46(3-4)**, 249-250.
- Minguzzi C, Vergnano O.1948.** Il contenuto di nichel nelli ceneri di *Alyssum bertlonii* Desv. *Atti della Societa Toscana di Science Naturali* .**55**, 49-77.

- Miquel MG. 2001.** «Les effets des métaux lourds sur l'environnement et la santé. Rapport Office Parlementaire d'évaluation des choix scientifiques et technologiques (Dir.) ». *Rapport Sénat.* **261**, 360.
- Mishra S, Srivastava S, Tripathia RD, Govindarajan R, Kuriakose SV, Prasad MNV. 2006.** Phytochelatin synthesis and response of antioxidants during cadmium stress in *Bacopa monnieri* L. *Plant Physiology and Biochemistry.* **44**, 25-37.
- Mobin M, Khan NA. 2007.** Photosynthetic activity, pigment composition and antioxidative response of two mustard (*Brassica juncea*) cultivars differing in photosynthetic capacity subjected to cadmium stress. *Journal of Plant Physiology.* **164**, 601-610.
- Monneveux PH. 1991.** Quelles stratégies pour l'amélioration génétique de la tolérance au déficit hydrique des céréales d'hiver ? In : AUPELF-UREF éd. *L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides*, John Libbey Eurotext, Paris. 165-186.
- Montarges-Pelletier E, Chardot V, Echevarria G, Michot LJ, Bauer A, Morel JL. 2008.** Identification of nickel chelators in three hyperaccumulating plants: An X-ray spectroscopic study, *Phytochemistry.* **69**, 1695-1709.
- Morel JL, Bitton G, Schwartz C, Schiavon M. 1996.** Bioremediation of soils and waters contaminated by micropollutants: which role for plants? In: *Ecotoxicology: Responses, Biomarkers and Risk Assessment*, Chapter 4, OECD Workshop. Zelikoff J.T. (ed.). SOS Publications, Fair Haven, NJ. USA. 37-74.
- Morel JL. 1997.** Bioavailability of trace elements to terrestrial plants. - Chapter 6, In : pp 141-176, J. Tarradellas, G. Bitton and D. Rossel (eds.), *Soil Ecotoxicology*, Lewis Publishers, CRC Press, Boca Raton, Fl.
- Morel JR. 1985.** Contribution à l'étude des transferts de métaux lourds dans le système sol-plante. Thèse de doctorat Institut National Polytechnique de Lorraine.
- Moreno-Jimenez E, Penaloza JM, Manzona R, Carpena-Ruiz RO, Camarra R, Esteban. 2009.** Heavy metals distribution in soil surrounding and abandoned mine in NW Madrid (Spain) and their transference to wild flora. *Journal of Hazardous Material*, **162**, 854-859.

Morin G, Ostergren JD, Juillot F, Ildefonse P, Calas G, Brown GE Jr. 1999. XAFS determination of the chemical form of lead in smelter-contaminated soils and mine tailings: Importance of adsorption processes. *American Mineralogist*. 84, 420-434.

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

Morris CJ, Earl JR, Trenam CW, Blake DR.1995. Reactive oxygen species and iron a dangerous partnership in inflammation. *The International Journal of Biochemistry & Cell Biology*.27, 109-122.

Mostafa OM, Eid RA, Adly MA. 2011. Antischistosomal activity of ginger (*Zingiber officinale*) against *Schistosoma mansoni* harbored in C57 mice. *Parasitology Research*. **109**, 395-403.

Moustakas M, Eleftheriou EP, Ouzounidou G. 1997. Short-term effects of aluminum at alkaline pH on the structure and function of the photosynthetic apparatus. *Photosynthetica*, Prague. **34**, 169-177.

Muhammad I, Puschenreiter M, Wenzel WW. 2012. Cadmium and Zn availability as affected by pH manipulation and its assessment by soil extraction, DGT and indicator plants. *Science of the Total Environment*. **416**, 490–500.

Mukohata Y, Nakabayashi S, Higashida M. 1978. Quercetin, an energy transfer inhibitor in photophosphorylation. *FEBS Lett*. **85**, 215– 218.

Mulas M, Mulas G. 2004.The potential for strategic use of plants of the genera *Atriplex* and *Opuntia* in the fight against desertification. Short and Medium - Term Priority Environmental Action Program. University of Studies of Sassari Research Group on Desertification. p 112.

Munzuroglu O, Geckil H, 2002. Effects of metals on seed germination, root elongation, and coleoptile and hypocotyl growth in *Triticum aestivum* and *Cucumis sativus*. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*. **43**, 203-213.

Muschitz A. 2009. Réponses physiologiques des végétaux supérieurs aux stress métalliques. Caractérisation du rôle des parois cellulaires dans les stratégies défensives des cellules de

tomate (*Solanum lycopersicum* Mill.) face aux éléments traces métalliques). Thèse de doctorat. Artois.

Mustafa G, Komatsu S. 2016. Toxicity of heavy metals and metal-containing nanoparticles on plants. *Biochimica et Biophysica Acta*.**1864**, 932-944.

Myung CJ, Thornton I.1997. Environmental contamination and seasonal variation of metals in soils, plants and waters in the paddy fields around a Pb-Zn mine in Korea. *Science of the Total Environment*. **198**, 105-21.

Naderi N, Mirzamasoumzadeh B, Aghaei A. 2013. Effects of different levels of lead (Pb) on physiological characteristics of sugar beet. *International Journal of agriculture and crop sciences*. **5 (10)**, 1154-1157.

Nagajyoti PC, Lee KD, Sreekanth TVM. 2010. Heavy metals, occurrence and toxicity for plants: *Environmental Chemistry Letters*. **8**, 199-216.

Nahakpam S, Shah K. 2011. Expression of key antioxidant enzymes under combined effect of heat and cadmium toxicity in growing rice seedlings. *Plant Growth Regulation*., **63**, 23-35.

Neggaz NE, Reguieg Yssaad HA. 2018. Effect of lead stress on polyphenols, flavonoids, and proline contents in radish (*Raphanus sativus* L.). *International Journal of. Biosciences*. **12(5)**, 135-144.

Neumann D, Lichtenberger O, Gunther D, Tschiersch K, Nover L. 1994. Heat-shockproteins induce heavy-metal tolerance in higher plants. *Planta*. **194**, 360-367.

Nijveldt RJ, Nood E, Hoorn DE, Boelens PG, Norren K, Leeuwen P. 2001. Flavonoids: A review of probable mechanisms of action and potential applications. *The American Journal of Clinical Nutrition*. **74**, 418–425.

Obroucheva NV, Bystrova EI, Ivanov VB, Anupova OV, Seregin IV.1998. Root growth responses to lead in young maize seedlings. *Plant Soil*. **200**, 55-61.

OFEFP. 1996. Sols pollués-métaux lourds et plantes bioindicatrices. Documents Environnement n° 58, Sol, Berne, Suisse.

Olsen B, et al. 2010. YODA: software to facilitate high-throughput analysis of chronological life span, growth rate, and survival in budding yeast. *BMC Bioinformatics*.**11**, 141.

Oncel I, Keles Y, Ustun AS. 2000. Interactive effects of temperature and heavy metal stress on the growth and some biochemical compounds in wheat seedlings. *Environment Pollution*. **107**, 315-320.

Osmond CD, Bjorkmann O, Anderson DJ. 1980. Physiological processes in plant ecology: Towards a synthesis with *Atriplex*. Berlin, Heidelberg, New York: Springer-Verlag, p 463.

Ouariti O, Gouia H, Ghorbel MH. 1997. Responses of bean and tomato plants to cadmium: Growth, mineral nutrition, and nitrate reduction, *Plant Physiology and Biochemistry*. **35**, 347–354.

Ouni Y, Mateos-Naranjo E, Abdely C, Lakhdar A. 2016. Interactive effect of salinity and zinc stress on growth and photosynthetic responses of the perennial grass, *Polypogon monspeliensis*. *Ecological Engineering*. **95**, 171-179.

Ozenda P. 1977. Flore du Sahara. 8^{ème} Ed. CNRS Paris. p 622.

Padmaja K, Prasad DDK, Prasad ARK. 1990. Inhibition of chlorophyll synthesis in *Phaseolus vulgaris* L. seedlings by cadmium acetate. *Photosynthetica*. **24**, 399-405.

Page AL, Bing FT, Chang AC. 1981. Chapter 3, Cadmium. In: Effect of heavy metal pollution on plant, volume 1: Effect of Trace Metals on plant function. Edited by Lepp, N.W. Applied Science Publishers.

Pahlsson AMB, 1989. Toxicity of heavy metals (Zn, Cu, Cd, Pb) to vascular plants: A literature review. *Water Air Soil Pollution*. **47**, 287-319.

Pal M, Horvath E, Janda T, Paldi E, Szalai G. 2006. Physiological changes and defence mechanisms induced by cadmium stress in maize. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*. **169**, 239-246.

Pal M, Szalai G, Horvath E, Janda T, Paldi E. 2002. Effect of salicylic acid during heavy metal stress. *Acta Biologica Szegediensis*. **46**, 119-120.

Pandolfini T, Gabrielli R, Comparini E. 1992. Nickel toxicity and peroxidase activity in seedlings of *Triticum aestivum* L. plant. *Cell and Environment*. **15**, 719-725.

Panou-Filothéou, Bosabalidis AM. 2004. Root structural aspects associated with copper toxicity in oregano (*Origanum vulgare* subsp. *Hirtum*). *Plant Science*. **166**, 1497-1504.

Parida AK, Das AB. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants. *Ecotoxicology and environmental safety*. **60(3)**, 324-349.

Par-Smith GA. 1982. Biogeography and evaluation of the shrubby Australian species of *Atriplex*. In: W. R. Barker and P. J. Greensdale (Eds.) *Evolution of the Flora and Fauna of Arid Australia*. Peacock, Freville, S. Australia, 221-299.

Parys E, Romanowska E, Siedlecka M, Poskuta J W.1998. The effect of lead on photosynthesis and respiration in detached leaves and in mesophyll protoplasts of *Pisum sativum*, *Acta Physiology Plant*. **20**, 313-322.

Paschke MW, Redente EF. 2002. Copper toxicity thresholds for important restoration grass species of the western United States. *Environmental Toxicology and Chemistry*. **21**, 2692-2697.

Patel MJ, Patel JN, Subramanian RB. 2005. Effect of cadmium on growth and the activity of H₂O₂ scavenging enzymes in *Colocassia esculentum*. *Plant and Soil*. **273**, 183–188.

Patra J, Baisakhi B, Mohapatro MK, Panda BB. 2000. Aluminium triggers genotoxic adaptation to methyl mercuric chloride and ethyl methane sulfonate, but not to maleic hydrazide in plant cells in vivo. *Mutation Research - Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis*. **465**, 1–9.

Patra M, Bhowmik N, Bandopadhyay B, Sharma A. 2004. Comparison of mercury, lead and arsenic with respect to genotoxic effects on plant systems and the development of genetic tolerance. *Environmental and Experimental Botany*. **52**, 199-223.

Patsikka E, Kairavuo M, Sersen F, Aro EM, Tyystjarvi E. 2002. Excess copper predisposes photosystem II to photoinhibition in vivo by outcompeting iron and causing decrease in leaf chlorophyll. *Plant Physiology*. **129**, 1359-1367.

Pawlak-Sprada S, Stobiecki M, Deckert J. 2011. Activation of phenylpropanoid pathway in legume plants exposed to heavy metals. Part II. Profiling of isoflavonoids and their glycoconjugates induced in roots of lupine (*Lupinus luteus*) seedlings treated with cadmium and lead. *Acta Biochimica Polonica*. **58**, 217–23.

Pena LB, Pasquini LA, Tomaro ML, Gallego SM. 2006. Proteolytic system in sunflower (*Helianthus annuus* L.) leaves under cadmium stress. *Plant Science*. **171**, 531-537.

Peralta-Videa JR, de la Rosa G, Gonzalez JH, Gardea-Torresdey JL. 2004. Effects of the growth stage on the heavy metal tolerance of alfalfa plants. *Advances in Environmental Research*. **8**, 679-685.

Peralta-Videa JR, Lopez ML, Narayan M, Saupe G, Gardea-Torresdey J. 2009. The biochemistry of environmental heavy metal uptake by plants: Implications for the food chain. *International Journal of Biochemistry & Cell Biology*. **41**,1665–77.

Pereira B, Sonnet P. 2007. La contamination diffuse des sols par les éléments tracesmétalliques en région wallonne. Rapport analytique de Wallonie.

Pereira LB, Mazzanti CMA, Gonçalves JF, Cargnelutti D, Tabaldi LA, Becker AG, Calgaroto NS, Farias JG, Battisti V, Bohrer D, Nicoloso FT, Morsch VM, Schetinger MRC, 2010. Aluminum-induced oxidative stress in cucumber. *Plant Physiology and Biochemistry*. **48**,683-689.

Peterson AE. 1986. Essential and toxic heavy metals in soil and plant tissue from municipal sewage sludge applications to cropland. proc. of 13th Congress of Intl. *Soil. Sei.* 425-427, Hamburg, Germany.

Phang IC, Leung DWM, Taylor HH, 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 Regulation*. **64**, 17-25.

Pichard A, Bisson M, Diderich R, Hulot C, Houeix N, Lacroix G, Lefevre JP, Leveque S, Magaud H, Morin A. 2005. Fichede données toxicologiques et environnementales des substances chimiques : Zinc et ses dérivés. INERIS –DRC-01-25590- 00DF259.doc Version N°2-2mars. p 69.

Piechalak A, Tomaszewska B, Baralkiewicz D, Malecka A. 2002. Accumulation and detoxification of lead ions in legumes. *Phytochemistry*. **60**, 153–162.

Piechalak A, Tomaszewska B, Baralkiewicz D. 2003. Enhancing phytoremediative ability of *Pisum sativum* by EDTA application. *Phytochemistry*.**64**, 1239-1251.

Pilon-Smits E. 2005. Phytoremediation, *in: Annual Review of Plant Biology*. 15-39.

- Piotrowska A, Bajguz A, Godlewska-Zylkiewicz B, Czerpak R, Kaminska M, 2009.** Jasmonic acid as modulator of Pb toxicity in aquatic plant *Wolffia arrhiza* (Lemnaceae). *Environmental and Experimental Botany*. **66**, 507-513.
- Pokorny B, Al Sayegh-Petkovsek S, Ribaric-Lasnik C, Vrtacnik J, Doganoc DZ, Adamic M. 2004.** Fungi ingestion as an important factor influencing heavy metal intake in roe deer: evidence from faeces. *Science of the Total Environment*. **324**, 223-234.
- Polle A, Schützendübel A. 2003.** Heavy metal signalling in plants: linking cellular and organismic responses. In H Hirt, K Shinozaki, eds. *Plant Responses to Abiotic Stress*, Springer-Verlag, Berlin. **4**, 187-215.
- Poschenrieder C, Gunsé B, Barcelo J. 1989.** Influence of cadmium on water relations, stomatal resistance and abscisic acid content in expanding bean leaves. *Plant Physiology*. **90**, 1365-1371.
- Potters G, Pasternak TP, Guisez Y, Palme KJ, Jansen MAK. 2007.** Stress-induced morphogenic responses: growing out of trouble? *Trends in Plant Science*. **12**, 98-105.
- Pouget M. 1980.** Les relations sol-Végétations dans les Steppes sud-Algéroises Travaux et document de L'O.R.S.T.O.M. **116**, 555p. Paris.
- Pourrut B, Perchet G, Silvestre J, Cecchi M, Guiresse M, Pinelli E. 2008.** Potential rôle of NADPH-oxidase in early steps of lead-induced oxidative burst in *Vicia faba* roots. *Journal of Plant Physiology*. **165(6)**, 571-579.
- Pourrut Bertrand. 2008.** Implication du stress oxydatif dans la toxicité du plomb sur une plante modèle. Thèse doctorat université de Toulouse.
- Prasad MN. Ed V. 2004.** Heavy Metal Stress in Plants. Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg.
- Prasad MNV, Greger M, Landberg T. 2001.** *Acacia nilotica* L. bark removes toxic metals from solution: corroboration from toxicity bioassay using *Salix viminalis* L. in hydroponic system. *International Journal of Phytoremediation*. **3**, 289-300.
- Prasad MNV, Hagemeyer F. 1999.** Heavy Métal Stress in Plants: From Molécules to Ecosystems. Berlin, Springer-Verlag.

Prasad MNV. 1999. Heavy metal stress in plants: from biomolecules to ecosystems. Springer- Verlag, Berlin-Heidelberg. p 462.

Prasad MNY, Drej K, Skawinska A, Stratka K. 1998. Toxicity of cadmium and copper in *Chlamydomonas reinhardtii* wild-type (WT 2137) and cell wall deficient mutant strain (CW 15). *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*. 60 (2), 306-311.

Quarries SA. 1985. Genetic differences in abscisic acid physiology and their potential uses in agriculture. In : Addicot FL'ed Abscisic acid. Praeger Pubblischer, NY.

Quevauviller P, Rauret G, LopezSanchez JF, Rubio R, Ure A, Muntau H. 1997. Certification of trace metal extractable contents in a sediment reference material (CRM 601) following a three-step sequential extraction procedure. *Science of the Total Environment*. 205, 223-34.

Quezel P, Santa T. 1962. Nouvelle flore de l'Afrique et les régions désertiques méridionales. Ed. Anatol. France. p 228.

Rachid A, Camm EL, Ekramoddoullah AKM. 1994. "Molecular mechanism of action of Pb^{2+} and Zn^{2+} on water oxidizing complex of photosystem II". *FEBS Letters.*, 350, 296-298.

Ramel F. 2009. Involvement of soluble sugars in the stress responses xenobiotic oxidative and in *Arabidopsis thaliana*. Thèse de doctorat. University of Rennes 1, Rennes. p 230.

Ran X, Liu R, Xu S, Bai F, Xu J, Yang Y, Shi J, Wu Z. 2014. Assessment of growth rate, chlorophyll a fluorescence, lipid peroxidation and antioxidant enzyme activity in *Aphanizomenon flos-aquae*, *Pediastrum simplex* and *Synedra acus* exposed to cadmium. *Ecotoxicology*. 24, 468-77.

Rascio N, Vecchia FD, Rocca NL, Barbato R, Pagliano C, Raviolo M, Gonnelli C, Barbrielli R. 2008. Metal accumulation and damage in rice (cv. Vialonenano) seedlings exposed to cadmium. Anatomical variations in roots due to Cd stress. *Environmental and Experimental Botany*. 62, 267-278.

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

Raskin I. 1996. Plant genetic engineering may help with environmental clean-up. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 93, 3164-3166.

Rastgoo Leila, Alemzadeh, Abbas. 2011. Biochemical Responses of Gouan ('*Aeluropus littoralis*') to Heavy Metals Stress. *Australian Journal of Crop Science*. **5(4)**, 375-383.

Rathinasabapathi B, Sigua C, Ho I, Gage DA. 2000. Osmoprotectant B-alanine betaine synthesis in the Plumbaginaceae: S-adenosyl-L-methionine depend N-methylation of B-alanine to its betaine is via N-methyl and N, N-diemethyl B-alanines. *Physiologia Plantarum*. **109**, 225-231.

Reddy CN, Patrick WH. 1977. Effect of redox potential and pH on the cadmium and lead by rice plants. *Journal of Environmental Quality*. **6**, 259-262.

Redondo-Gómez S, Mateos-Naranjo E, Andrades-Moreno L. 2010. Accumulation and tolerance characteristics of cadmium in a halophytic Cd-hyperaccumulator, *Arthrocnemum macrostachyum*. *Journal of Hazardous Materials*. **184**, 299–307.

Reeves RD, Baker AJM. 2000. Metal-accumulating plants. In: Phytoremediation of toxic metals-using plants to clean up the environment. Raskin I., Ensley, B.D. (Eds.), John Wiley and Sons, New York. 193-229.

Rehman MZ, RizwanM, Ghafoor A, Naeem A, Ali S, Sabir M, Qayyum MF. 2015. Effect
Remon E.2006. Tolérance et accumulation des métaux lourds par la végétation spontanée des friches métallurgiques : vers de nouvelles méthodes de bio-dépollution. Thèse de doctorat de l'Université de Jean Monnet. p157.

Ren FC, Liu TC, Liu HQ, Hu BY. 1993. Influence of zinc on the growth, distribution of elements, and metabolism of one-year-old American ginseng plants. *Journal of Plant Nutrition*. **16(2)**, 393 405.

Reuser WE. 1995. Phytochelatins and related peptides: structure, biosynthesis and function. *Plant Physiology*. **86**, 1141-1149.

Reymond M, Svistoonoff S, Loudet O, Nussaume L, Desnos T. 2006. Identification of QTL controlling root growth response to phosphate starvation in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Cell and Environment*. **29**, 115-125.

Rhoades JD. 1993. Electrical Conductivity Methods For Measuring And Mapping Soil. *Advances in agronomy*, 49, 201.

Ribereau-Gayon P. 1968. Les composées phenolique des végétaux. Dunod, Paris, 202p.

Richau KH, Kozhevnikova AD, Seregin IV, Vooijs R, Koevoets PLM, Smith JAC, Ivanov VB, Schat H. 2009. Chelation by histidine inhibits the vacuolar sequestration of nickel in roots of the hyperaccumulator *Thlaspi caerulescens*. *New Phytologist*. **183**, 106-116.

Richter R, Hlusek B. 1986. The effect of available Zn, Cd and Pb in soil on their concentrations in organs of root vegetables, proc. of 13th congress of Intl. Soil Sci. Soc. 447-448, Hamburg, Germany.

Rizwan M, Meunier JD, Davidian JC, Pokrovsky OS, Bovet N, Keller C. 2015b. Silicon alleviates Cd stress of wheat seedlings (*Triticum turgidum* L. cv. Claudio) grown in hydroponics. *Environmental Science and Pollution Research*. **23(2)**,1414-27.

Rizwan M, Meunier JD, Hélène M, Keller C. 2012. Effect of silicon on reducing cadmium toxicity in durumwheat (*Triticum turgidum* L. cv. ClaudioW.) grown in a soil with aged contamination. *Journal of Hazardous Materials*. 209-210, 326-334.

Robert M, Juste C. 1997. Stocks et flux d'éléments traces dans les sols du territoire in "Aspects sanitaires et environnementaux de l'épandage agricole des boues d'épuration urbaines, ADEME Journées techniques des 5 et 6 juin 1997", ADEME éd., 320p.

Robinson BH, Chiarucci A, Brooks RR, Petit D, Kirkman JH, Gregg PEH, De Dominicis V. 1997. The nickel hyperaccumulator plant *Alyssum bertolonii* as a potential agent for phytoremediation and phytomining of nickel. *Journal of Geochemical Exploration*. **59**, 75-86.

Robinson BH, Leblanc M, Petit D. 1998. The potential of *Thlaspi caerulescens* for phytoremediation of contaminated soils. *Plant Soil*. **203(1)**, 47-56.

Robinson NJ, Tommerv AM, Kuske C, Jackson PJ. 1993. Plant metallothioneins. *Biochemical Journal*. **295**, 1-10.

Romane A, Kennou B, EL Meray M, Arjouni Y. 2015. Assessment of heavy metal availability (Pb, Cu, Cr, Cd, Zn) and speciation in contaminated soils and sediment of discharge by sequential extraction. *Environmental Earth Sciences*, **74 (7)**.

Ros R, Cooke DT, Martinez-Cortina C, Picazo I.1992. Nickel and cadmium-related changes in growth, plasma membrane lipid composition, ATPase hydrolytic activity and

oration pumping of rice (*Oryza sativa* L. CV. Bahia) shoots. *Journal of Experimental Botany*. **43**,1475-1481.

Rosas MR. 1989. El genero *Atriplex* (*Chenopodiaceae*) en Chile. *Gayana Botanica*. **46 (1-2)**, 3-82.

Ross SM. 1994. Toxic metals in soil-plant systems. John Wiley & Sons Ltd, hardback.

Ross SM. 1995. Toxic Metals in Soil-Plant Systems. Wiley, Chichester, Royaume-Uni.

Rozema J. 1996. Biology of halophytes. In: Choukr-Allah R, Malcolm V, Hamdy A (eds) *Halophytes and Biosaline Agriculture*. Marcel Dekker, New York, 17-30.

Ruegsegger A, Brunold C. 1992. Effect of cadmium on γ -glutamylcysteine synthesis in maize seedlings. *Plant Physiology*. **99**, 428-433.

Ruley A T, Sharma N C, Sahi S V, Singh SR, Sajwan K S. 2006. Effects of lead and chelators on growth, photosynthetic activity and Pb uptake in *Sesbania drummonda* grown in soil. *Environmental Pollution (Soil and sediment Remediation)*. **144**, 11-18.

Saidi I, Ayouni M, Dhieb A, Chtourou Y, Chaïbi W, Djebali W. 2013. Oxidative damages induced by short-term exposure to cadmium in bean plants: Protective role of salicylic acid. *South African Journal of Botany*., **85**, 32-38.

Salt DE, Prince RC, Pickering IJ, Raskin I. 1995. Mechanisms of cadmium mobility and accumulation in Indian mustard. *Plant Physiology*. **109**, 1427-1433.

Salt DE, Smith RD, Raskin I. 1998. Phytoremediation, *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*. **49**, 643-668.

Samardakiewicz S, Wozny A. 2005. Cell division in Lemna minor roots treated with lead. *Aquatic Botany*. **83**, 289-295.

Sameni AM, Maftoun M, Bassiri. 1987. Responses of tomato and sweet corn to different cadmium levels in calcareous soil. *Journal of Horticultural Science*. **62**, 227-232.

Sandalio LM, Dalurzo HC, Gomez M, Romero-Puertas MC, Del Rio LA. 2001. Cadmium induces changes in the growth and oxidative metabolism of pea plants. *Journal of Experimental Botany*. **52**, 2115-2126.

- Sanders JR, McGrath SP, Adams TM. 1986.** Zinc, copper and nickel concentrations in ryegrass grown on sewage sludge-contaminated soils of different pH, *Journal of the Science of Food and Agriculture*. **37**, 961-968.
- Sanità di Toppi L, Gabbrielli R. 1999.** Response to cadmium in higher plants, *Journal of Environmental and Experimental Botany*. **41**, 105-130.
- Sanita` di Toppi L, Lambardi M, Pazzagli L, Cappugi G, Durante M, Gabbrielli R. 1998.** Response to cadmium in carrot in vitro plants and cell suspension cultures. *Plant Science*.**137**, 119–129.
- Satyanarayana B, Subhasinia Devi P, Arundhati A. 2011.** Biochemical changes during seed germination of *Sterculia urens* Roxb. *Notulae Scientia Biologicae*. **3(3)**, 105–108.
- Sbartai H, Djebbar MR, Rouabhi R, Sbartai I, Berrebbah H. 2011.** Antioxidative response in tomato plants *Lycopersicon esculentum* L. roots and leaves to Zinc. *American-Eurasian Journal of Toxicological Sciences*. **3**, 41–46.
- Sbartai, Hana, Med Reda Djebbar, Ibtissem Sbartai, Houria Berrabbah. 2012.** Bioaccumulation du Cd et du Zn chez les plants de tomates (*Lycopersicon esculentum* L.). *Comptes Rendus Biologies*. **335 (9)**, 585–593.
- Schat H, Llugany M, Bernhard R. 2000.** Metal-specific patterns of tolerance, uptake and transport of heavy metals in hyperaccumulating and nonhyperaccumulating metallophytes. In: Terry N, Banuelos G, eds. *Phytoremediation of contaminated soil and water*. CRC Press LLC, 171–188.
- Schen ZG, Zhao FJ, McGrath SP. 1997.** Uptake and transport of zinc in the hyperaccumulator *Thlaspi caerulescens* and the non-hyperaccumulator *Thlaspi ochroleucum*. *Plant Cell Environment*. **20**, 898-906.
- Schickler H, Caspi H. 1999.** Response of antioxidative enzymes to nickel and cadmium stress in hyperaccumulator plants of the genus *Alyssum*. *Physiologia Plantarum*. **105**, 39-44.
- Schmoger MEV, Ovcn M, GriZI E. 2000.** Detoxification of arsenic by phytochelatin in plants. *Plant Physiology*.**122**, 793-80.

- Schuhmacher M, Granero S, Bellés M, Llobet J, Domingo JL. 1995.** Levels of metals in soils and vegetation in the vicinity of a municipal solid waste incinerator. *Toxicological and Environmental Chemistry*. **56**,1-4.
- Schwartz C, Sirguy C, Peronny S, Reeves RD, Bourgaud F, Morel JL. 2006.** Testing of outstanding individuals of *Thiaspi caerulescens* for cadmium phytoextraction; *International Journal of Phytoremediation*. **8**, 339-357.
- Schwartz C. 1997.** Phytoextraction des métaux des sols pollués par la plante hyperaccumulatrice *Thiaspi coerulea*. Thèse de Doctorat, Institut National Polytechnique de Lorraine, France, Nancy, p 180.
- Scippa GS, DiMichele M, Onelli E, Patrignani G, Chiatante D, Bray EA. 2004.** The histone-like protein H1-S and the response of tomato leaves to water deficit. *Journal of Experimental Botany*. **55**, 99-109.
- Sela M, Garty J, Tel-Or E. 1989.** The accumulation and the effect of heavy metals on the water fern *Azolla filiculoides*. *New Phytologist*. **112**, 7-12.
- Senden MHM, Wolterbeek HAT. 1990.** Effect of citric acid on the transport of cadmium through xylem vessels of excised tomato stem-leaf system. *Acta Botanica Neerlandica*. **39**, 297-303.
- Seregin IV, Ivaniov VB. 1997.** Histochemical investigation of cadmium and lead distribution in plants. *Fiziol. Rast.* **44**, 915-921.
- Seregin IV, Ivanov VB. 1998.** The transport of cadmium and lead ions through root tissues. *Russian Journal of Plant Physiology*. **45**, 899-905.
- Seregin IV, Ivanov VB. 2001.** Physiological aspects of cadmium and lead toxic effects on higher plants. *Russian Journal of Plant Physiology*. **48**, 523-544.
- Seregin IV, Shpigun LK, Ivaniov VB. 2004.** Distribution and toxic effects of cadmium and lead on maize roots. *Russian Journal of Plant Physiology*. **51**, 525-533.
- Sgherri C, Quartacci MF, Navari-Izzo F. 2007.** Early production of activated oxygen species in root apoplast of wheat following copper excess. *Journal of Plant Physiology*. **164(9)**, 1152-1160.

- Shabala SN, Shabala A, Martynenko, Babourina, Newman IA. 1998.** Salinity effect on bioelectric activity, growth, Na⁺ accumulation and chlorophyll fluorescence of maize leaves: a comparative survey and prospects for screening. *Journal of Plant Physiology*. 25, 609 - 616.
- Shacter E, Willians JA, Lim M, Levin RL.1994.** Differential susceptibility of plasma proteins to oxidative modification: Examination by western blot immunoassay. *Free Radical Biology and Medicine*. 17, 429-437.
- Shah K, Nongkynrih JM. 2007.** Metal hyperaccumulation and bioremediation. *Biologia Plantarum*. 51, 618-634.
- Shahid M, Pinelli E, Dumat C. 2012.** Review of Pb availability and toxicity to plants in relation with metal speciation ; role of synthetic and natural organic ligands. *Journal of Hazardous Materials*. 219-220, 1-12.
- Shakirova FM, Sakhabutdinova AR, Bezrukova MV, Fatkhutdinova RA, Fatkhutdinova DR. 2003.** Changes in the hormonal status of wheat seedlings induced by salicylic acid and salinity. *Plant Science*. (164) 3, 317-322(6).
- Shakya K, Chettri MK, Sawidis T. 2008.** Impact of heavy metals (copper, zinc, and lead) on the chlorophyll content of some mosses. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*. 54(3),412-21.
- Shallari S. 1997.** Biodisponibilité du nickel du sol pour hyperaccumulateur *Alyssum murale*. Thèse de doctorat : Institut National Polytechnique de Lorraine. p 98.
- Sharma P, Dubey RS. 2005.** Lead toxicity in plants. *Brazilian Journal of Plant Physiology*. 17, 35-52.
- Sharma RK, Agrawal M, Marshall F. 2007.** Heavy metal contamination of soil and vegetables in suburban area of Varanasi, India. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 66, 258-266.
- Sharma SS, Dietz KJ. 2006.** The significance of amino acids and amino-derived molecules in plant responses and adaptation to heavy metal stress. *Journal of experimental botany*. 57(4), 711-726.
- Sharma SS, Kumar V. 2002.** Responses of wild type and abscisic acid mutants of *Arabidopsis thaliana* to cadmium. *Journal of Plant Physiology*. 159, 1323-1327.

Sharmila P, Pardha Saradhi P. 2002. Proline accumulation in heavy metal stressed plants : An adaptative strategy. In: Physiology and Biochemistry of Metal Toxicity and Tolerance in Plants. Prasad M. N. V. et Strzalka K. (Eds), 179-199.

Sidhu GPS, Singh HP, Batish DR, Kohli RK. 2017. Tolerance and hyper- accumulation of cadmium by a wild unpalatable herb *Coronopus didymus* (L.) Sm. (Brassicaceae). *Ecotoxicology and Environmental Safety*. **135**, 209-215.

Siedlecka A, Krupa Z. 2002. Functions of enzymes in heavy metal treated plants. In: Physiology and Biochemistry of Metal Toxicity and Tolerance in Plants. Prasad M.N.V. et Strzalka K. (Eds), Kluwer Academic Publishers, Netherlands, 303-324.

Sieghardt H. 1990. Heavy-metal uptake and distribution in *Silene vulgaris* and *Minuartia verna* growing on mining-dump material containing lead and zinc. *Plant and Soil*. **123**, 107-111.

Sigfridsson KG, Bernat G, Mamedov F, Styring S. 2004. Molecular interference of Cd²⁺ with Photosystem II. *Biochimica et Biophysica Acta*. **1659**, 19-31.

Singh A, Chan J, Chern JJ, Choi KW. 2005. Genetic interaction of Lobe with its modifiers in dorsoventral patterning and growth of the Drosophila eye. *Genetics*. **171(1)**; 169-183.

Singh D, Nath K, Sharma YK. 2007. Responce of wheat seed germination and seedling growth under copper stress. *Journal of Environmental Biology*. **28**, 409-414.

Singh HAS, Kumar CS, Agarwal A. 2012. Physiological study of combined heavy metal stress on *Hydrilla verticillata* (L.f.) Royle. *International Journal of Environmental Sciences* **2(4)**.

Singh R, Tripathi RD, Dwivedi S, Kumar A, Trivedi PK, Chakrabarty D. 2010. Lead bioaccumulation potential of an aquatic macrophyte *Najas indica* are related to antioxidant system. *Bioresource Technology*. **101**, 3025–3032.

Singh S, Khan NA, Nazar R, Anjum NA. 2008. Photosynthetic traits and activities of antioxidant enzymes in blackgram (*Vigna mungo* L. Hepper) under cadmium stress. *Am J. Plant Physiology*. **3**, 25–32.

Singh S, Saxena R, Pandley K, Bhatt K, Sinha S. 2004. Response of antioxidants in sunflower (*Helianthus annuus* L.) grown on different amendments of tannery sludge: its metal accumulation potential. *Chemosphere*. **56**, 1663-1673.

Singleton VL, Rossi JA. 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*. **16**, 144-158.

Sivasankar R, Kalaikandhan R, Vijayarengan P. 2012. Phytoremediating capability of four plant species under zinc stress. *International Journal of Research in Environmental Science and technology*, **2** (1), 1-9.

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 δ -aminolevulinic acid déshydratase and acid phosphatase activities in plants of *Pfaffia glomerata*. *Brazilian Journal of Plant Physiology*. **20** (4), 285-294.

Slawomir D, Magdalena W, Kosiorb I, Sowab G, StanisławskiaIzabela B, Małgorzata W. 2017. Effect of short-term Zn/Pb or long-term multi-metal stress on physiological and morphological parameters of metalicolous and non metalli colous *Echium vulgare* L. populations. *Plant Physiology and Biochemistry* (**115**), 380-389.

Smirnoff N. 2005. Antioxidants and reactive oxygen species in plants. *Oxford Blackwell Publishing*. 53-86.

SMITH DS, KRAMER JR. 1999. Fluorescence analysis for multi-site aluminum binding to natural organic matter. *Environment International*. **25**, 295-306.

Sobkowiak R, Deckert J. 2003. Cadmium-induced changes in growth and cell cycle gene expression in suspension-culture cells of soybean. *Plant Physiology and Biochemistry*. **41**, 767-772.

Soltner D. 1999. Les bases de la production végétale. Tome III – la plante et son alimentation. 2eme edition. Collection Sciences et Techniques Agricoles. p 304.

Sonmez S, Kaplan M, Sonmez NK, Kaya H, Uz I. 2006. High level of copper application to soil and leaves reduce the growth and yield of tomato plants. *Scientia Agricola*. (Piracicaba, Brazil). **63**(3).

Sonmez S. 2007. Effect of copper applications to soil on growth and mineral contents of tomato plants. *Asian Journal of Chemistry*. **19**(3), 2151-2160.

Souza JF, Rauser WE. 2003. Maize and radish sequester excess cadmium and zinc in different ways. *Plant Science*. **65**, 1009-1022.

- Souza LA, Andrade SAL, Souza SCR, Schiavinat MA. 2012.** Arbuscular mycorrhiza confers Pb tolerance in *Calopogonium mucunoides*. *Acta Physiologiae Plantarum*. **34**, 523-531.
- Sparks DL. 1995.** Environmental soil chemistry. Academic Press, New-York.
- Springfield HW. 1970.** Germination and establishment of fourwing saltbush in the Southwest. Res. Pap. RM-55. Fort Collins, CO: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. p 48.
- Sreenivasulu N, Grimm B, Wobusa U, Weschke W. 2000.** Differential response of antioxidant compounds to salinity stress in Salt-tolerant and Salt-sensitive seedlings of foxtail millet (*Setaria italica*), *Physiologia Plantarum*. **109**, 435-442
- Srivastava S, Tripathi RD, Dwivedi UN. 2004.** Synthesis of phytochelatins and modulation of antioxidants in response to cadmium stress in *Cuscuta reflexa* an angiospermic parasite. *Journal of Plant Physiology*. **161**, 665-675.
- Stark JM, Redente EF. 1990.** Plant uptake and cycling of trace elements on retorted oil-shale disposal piles. *Journal of Environmental Quality*. **19**, 495-501.
- Stefanov K, Seizova K, Popova I, Petkov V, Kimenov G, Popov S. 1995a.** Effect of lead ions on the phospholipid composition in leaves of *Zea mays* and *Phaseolus vulgaris*. *Journal of Plant Physiology*. **137**, 243–246.
- Stephan CH, Courchesne F, Hendershot WH, McGrath SP, Chaudri AM, Sappin-Didier V, Sauvé S. 2008.** Speciation of zinc in contaminated soils. *Environmental Pollution*. **155**, 208-216.
- Stobart AK, Griffiths WT, Ameen-Bukhari I, Sherwood RP. 1985.** The effect of Cd²⁺ on the biosynthesis of chlorophyll in leaves of barley. *Physiologia Plantarum*. **63**, 293-298.
- Stolt JP, Sneller FEC, Bryngelsson T, Lundborg T, Schat H. 2003.** Phytochelatin and Cadmium accumulation in wheat. *Environmental and experimental botany*. **49**, 21-28.
- Sun B, Kan SH, Zhang YZ, Deng SH, Wu J, Yuan H, Qi H, Yang G, Li L, Zhang XH, Xiao H, Wang YJ, Peng H, 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.

Susarla S, Medina VF, McCutcheon SC. 2002. Phytoremediation: An ecological solution to organicchemical contamination. *Ecological Engineering*. **18**, 647-658.

Sutherzan S.2001. Natural and Enhanced Remediation Systems. CRC Press, 6 août 2001 - p440.

Szabados THE, Savoure A. 2009. Proline: a multifunctional amino acid. *Trends in Plant Science*. **15(2)**, 89- 97.

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

Tandy S, Schulin R, Nowack B. 2006. The influence of EDDS on the uptake of heavy metals in hydroponically grown sunflower. *Chemosphere*. **62**, 1454-1463.

Tang YT, Qiu RL, Zeng XW, Ying RR, Yu FM, Zhou XY. 2009. Lead, zinc, cadmium hyperaccumulation and growth stimulation in *Arabis paniculata* Franch. *Environmental and Experimental Botany*. **66**, 126-134.

Templeton AR, Clark AG, Weiss KM. 2000a. Recombinational and mutational hotspots within the human *Lipoprotein Lipase* gene. *American Journal of Human Genetics*. **66**, 69–83.

Templeton AR, Weiss KM, Nickerson DA, Boerwinkle E, Sing CF. 2000b. Cladistic structure within the human Lipoprotein lipase gene and its implications for phenotypic association studies. *Genetics*.**156**, 1259–1275.

Tessier A, Campbell PGC, Bisson M. 1979. Sequential extraction procedure for the speciation of particulate trace metals. *Analytical Chemistry*. **51**, 844–851.

Tester M, Leigh RA. 2001. Partitioning of nutrient transport processes in roots. *Journal of Experimental Botany*. **52**, 445-457.

Thiery I, Leprince AS,LefebvreD, Ghars MA, Debarbieux E, Savoure A. 2004. Phospholipase D is a negative regulator of proline biosynthesis in *Arctbidopsis thaliana*. *Journal of Biological Chemistry*. **279 (15)**, 14812-14818.

Thomas Bur, 2008. Impact anthropique sur les elements traces metalliques dans les sols agricoles de midi-pyrenees. implications en termes de limites et de charges critiques. Thèse de Doctorat. Université de Toulouse, France.

Timperio AM, Egidi MG, Zolla L. 2008. Proteomics applied on plant abiotic stresses: role of heat shock proteins (HSP). *Journal of Proteomics*, **71**, 391-411.

Tolra RP, Poschenrieder C, Barcelo J. 1996. Zinc hyperaccumulation in *Thlaspi caerulescens*. Influence on organic acids. *Plant Nutrition*. **19**, 1541-1550.

Tomas-Barberan FA, Espin JC. 2001. Phenolic compounds and related enzymes as determinants of quality in fruits and vegetables. *Journal of the Science of Food and agriculture*. **81**, 853-876.

Tomaszewska B, Tukendorf A, Baralkiewicz D. 1996. The synthesis of phytochelatins in lupin roots treated with lead ions. *Legumes Science*. **3**, 206-217.

Tom-Petersen A, Hosbond C, Nybroe O. 2001. Identification of copper-induced genes in *Pseudomonas fluorescens* and use of a reporter strain to monitor bioavailable copper in soil. *FEMS Microbiology Ecology*. **38**, 59-67.

Toselli M, Baldi E, Marcolini G, Malaguti D, Quar-tieri M, Sorrenti G, Marangoni B. 2009. Respon-se of potted grapevines to increasing soil copper concentration. *Australian Journal Grape Wine Research*. **15**, 85-92.

Toudert DJ. 1991. Etude agro-pédologique détaillée de l'atelier agricole et évaluation de la stabilité structurale, sous l'influence du couvert végétal et du port organique (fumier). Mémoire INFSA, Mostaganem.

Tremel-Schaub A, Feix I. 2005. Contamination des sols : transferts des sols vers les plantes. EDP Sciences. p 413.

U.S. Environmental Protection Agency (EPA). 1992. Behavior of Metals in Soils EPA/540/S-92/018. Technology Innovative Office. Washington, DC.

Underwood EJ, Suttle NF. 1999. Copper. In The mineral nutrition of livestock. 3rd Edition. CABI Publishing Wallingford. Royaume-Uni, 283-342.

- Ure AM, Davidson CM. 2007.** Chemical speciation in soils and related materials by selective chemical extraction. In: *Chemical Speciation in the Environment*. Eds Ure AM, Davidson CM, Blackwell Science, London. 265-300.
- Vaculik M, Pavlovič A, Lux A. 2015.** Silicon alleviates cadmium toxicity by enhanced photosynthetic rate and modified bundle sheath's cell chloroplasts ultrastructure in maize. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. **120**, 66-73.
- Vallee BL, Ulmer DD. 1972.** "Biochemical Effects of Mercury, Cadmium, and Lead." *Annual Review of Biochemistry*. **41(1)**, 91-128.
- Van Assche F, Clijsters H. 1985.** Inhibition of photosynthesis by heavy metals. *Photosynthesis Research*. **7**, 31-40.
- Van Assche F, Clijsters H. 1990.** Effect of metals on enzyme activity in plants. *Plant Cell and Environment*. **13**, 195–206.
- Van Beusichem. 1989.** Plant nutrition physiology and applications .proceeding of the Eleventh International Plant Nutrition Colloquium, Wageningen, The Netherlands.
- Vanobberghen F. 2010.** La phytoremédiation en Wallonie : Evaluation du potentiel d'assainissement des sols contaminés en métaux lourds. Bruxelles :ULB, p 91.
- Vassil AD, Kapulnik Y, Raskin I, Salt DE. 1998.** The role of EDTA in Pb transport and accumulation by Indian mustard. *Plant Physiology*. **117**, 447-453.
- Vassilev A, Schwitzguébel JP, Thewys T, Van der Lelie D, Vangronsveld J. 2007.** The use of plants for remediation of metal-contaminated soils. *The Scientific World Journal*. **4**, 9-34.
- Vassilev A, Yordanov I, Tsonev T. 1997.** Effects of Cd²⁺ on the physiological state and photosynthetic activity of young barley plants. *Photosynthetica*. **34**, 293-302.
- Vassilev A, Yordanov I. 1997.** Reductive analysis of factors limiting growth of cadmium-treated plants : a review. *Bulgarian Journal of Plant Physiology*. **23**, 114-133.
- Verma S, Dubey R S. 2003.** Lead toxicity induces lipid peroxidation and alters the activities of antioxidant enzymes in growing rice plants. *Plant Science*. **164**, 645–655.

Vickerman DB, Shannon MC, Banuelos GS, Grieve CM, Trumble JT. 2002. Evaluation of Atriplex Unes for sélénium accumulation, sait tolérance and suitability for a key agricultural insect pest. *Environmental Pollution*. **120**, 463-473.

Vijayarengan P. 2012. Growth and biochemical variations in radish under zinc applications. *International Journal of Plant Sciences*. **2(3)**, 43-49.

Vinit-Dunand F, Epron D, Alaoui-Sosse B, Badot PM. 2002. Effects of copper on growth and on photosynthesis of mature and expanding leaves in cucumber plants. *Plant Science*. **163**, 53-58.

Virgili F, Marino M. 2008. Regulation of cellular signals from nutritional molecules: a specific role for phytochemicals, beyond antioxidant activity. *Free Radical Biology & Medicine*. **1**, 1205-1216.

Voorhees ME, Uresk DW, Andtrlica MJ. 1991. Substrate relations for rillscale (Atriplex suckleyi) on bentonite mine spoil. *Journal Of Range Management*. **44**, 34-38.

Vranová E, Inzé D, Breusegem FV. 2002. Signal transduction during oxidative stress. *Journal of Experimental Botany*. **53**, 1227–1236.

Walker CD, Webb J. 1981. Copper in plants: forms and behaviour. In: Copper in soils and plants (Loneragan JF, Robson AD & Graham RD Eds). *Academic Press*, 189-211.

Walton NJ, Brown DE. 1999. Chemivals from plants, Perspectives on secondary products, *World Scientific*. 56-66.

Wang HC, Wu JS, Chia JC, Yang CC, Wu YJ, Juang RH. 2009. Phytochelatin synthase isregulated by protein phosphorylation at a threonine residue near its catalytic site. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. **57**, 7348-7355.

Wang S, Jia Y, Wang S, Wang X, Wang H, Zhao Z, Liu B. 2010. Fractionation of heavy metals in shallow marine sediments from Jinzhou Bay. *China Journal of Environmental Science*. **22 (1)**, 23-31.

Wang W, Batterman S, Chernyak S, Nriagu J. 2008. Concentrations and risks of organic and metal contaminants in Eurasian caviar. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. **71**. 138–148.

- Wang WX, Vinocur B, Shaseyov O, Altman A. 2001.** Biotechnology of plant osmotic stress tolerance : physiological and molecular considerations. *Acta Horticulturae*, **560**, 285-292.
- Wang Y, Jiang X, Li K, Wu M, Zhang R, Zhang L, Chen G. 2014.** Photosynthetic responses of *Oryza sativa* L. seedlings to cadmium stress: physiological, biochemical and ultrastructural analyses. *Biometals*. **27**, 389-401.
- War AR, Paulraj MG, War MY, Ignacimuthu S. 2011.** Differential defensive response of groundnut to *Helicoverpa armigera* (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Plant Interactions*. **7(1)**,45-55.
- Welsh KM, Lu AL, Clark S, Modrich P. 1987.** Isolation and characterization of the *Escherichia coli* mutH gene product. *Journal of Biological Chemistry*. **262**, 15624-15629.
- Weng L, Temminghoff EJM, Van Riemsdijk WH. 2001a.** Contribution of Individual Sorbents to the Control of Heavy Metal Activity in Sandy Soil. *Environmental Science and Technology*. **35**, 4436-4443.
- Wenzel WW, Bunkowski M, Puschenreiter M, Horak O. 2003.** Rhizosphere characteristics of indigenously growing nickel hyperaccumulator and excluder plants on serpentine soil. *Environmental Pollution*. **123**, 131-138.
- Wenzel WW, Jockwer F. 1999.** Accumulation of heavy metals in plants grown on mineralised soil of the Austrian Alps. *Environmental Pollution*. **104**, 145-155.
- Weryszko-Chmielewska E, 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.
- Wilson AD. 1994.** Halophytes and shrubs in semi-arid regions of Australia : value for grazing and land stabilization. In : V.R. Squires and A.T. Ayoub (eds). Halophytes as a resource for livestock and for rehabilitation of degraded lands, Nairobi, Kenya, Kluwer Academic Publishers, Netherlands. 139-163.
- Winkel BSJ. 2004.** Metabolic channeling in plants. *Annual Review of Plant Biology*. **55**, 85-107.

Winkel-Shirley B. 2002. Biosynthesis of flavonoids and effects of stress. *Current Opinion in Plant Biology*. **5**, 218–223.

Wojcik M, Vangronsveld J, D'Haen J, Tukiendorf A. 2005. Cadmium tolerance in *Thlaspi caerulescens*. II. Localization of cadmium in *Thlaspi caerulescens*. *Environmental and Experimental Botany*. **53**, 163-171.

Wollgieh R, Newmann D. 1995. Stress response of tomato cell cultures to toxic metals and heat shock: differences and similarities. *Journal of Plant Physiology*. **146**, 736-742.

Wong JWC, Li K, Fang M, Su DC. 2001. Toxicity evaluation of sewage sludges in Hong Kong. *Environment International*. **27**, 373-380.

Woodward L. 1961. A manometric method for the rapid determination of lime in soils. *Soil Science Society of America Journal*. **25**, 248-250

Woolhouse HW, Walkers S .1981. The physiological basis of copper toxicity and copper tolerance in higher plants. In: Copper in soils and plants (Loneragan JF, Robson AD & Graham RD Eds), Academic Press, 235–262.

Xia Y, Shen ZG. 2007. Comparative studies of copper tolerance and uptake by three plant species of the genus *Elsholtzia*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*. **79**, 53-57.

Xiao-Quan S, Bin C. 1993. Evaluation of sequential extraction for speciation of trace metals in model soil containing natural minerals and humic acid. *Analytical Chemistry*. **65**, 802-807.

Xiong Z, Zhao F, Li M. 2006. Lead toxicity in *Brassica pekinensis* Rupr: effect on nitrate assimilation and growth. *Environmental Toxicology*. **21(2)**, 147-153.

Xu D, Chen Z, Sun K, Yan D, Kang M, Zhao Y, 2013. Effect of cadmium on the physiological parameters and the subcellular cadmium localization in the potato (*Solanum tuberosum* L.), *Ecotoxicology and Environmental Safety*. **97**, 147-153.

Xu Q, Min H, Cai S, Fu Y, Sha S, Xie K, Du K. 2012. Subcellular distribution and toxicity of cadmium in *Potamogeton crispus* L. *Chemosphere*. **89**, 114-120.

Yadav S. 2010. Heavy metals toxicity in plants: an overview on the role of glutathione and phytochelatins in heavy metal stress tolerance of plants. *South African Journal of Botany*. **76(2)**,167-179.

Yasin Ashraf M, Mahnaz Roohi, Zafar Iqbal, Ashraf M, Münir Öztürk, Salih Gücel. 2016. Cadmium (Cd) and Lead (Pb) Induced Changes in Growth, Some Biochemical Attributes and Mineral Accumulation in Two Cultivars of Mung Bean [*Vigna radiata (L.)* Wilczek], *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. **47(4)**.

Yatrabi A, Nejmeddine A. 2000. Fractionnement et mobilité des métaux lourds dans un sol en amont des eaux usées de tanneries. *Journal of Water Science*. **13(3)**, 203-212.

Ye ZH, Yang ZY, Chan GYS, Wong MH. 2001. Growth response of *Sesbania rostrata* and *Sesbania cannabina* to sludge-amended lead/zinc mine tailings a greenhouse study, *Journal Environment International*. **26**, 449-455.

Yoon J, Cao X, Zhou Q, Ma LQ. 2006. Accumulation of Pb, Cu, and Zn in native plants growing on a contaminated Florida site. *Science of the Total Environment*. **368**, 456-64.

Yruela I. 2009. Copper in plants: acquisition, transport and interactions. *Functional Plant Biology*. **36**, 409-430.

Zacchini M, Rea E, Tullio M, de Agazio M. 2003. Increased antioxidative capacity in maize calli during and after oxidative stress induced by long lead treatment. *Plant Physiology and Biochemistry*. **41**, 49-54.

Zaier H, Ghnaya T, Lakhdar A, Baioui R, Ghabriche R, Mnasri M, Sghair S, Lutts S, Abdelly C. 2010. Comparative study of Pb-phytoextraction potential in *Sesuvium portulacastrum* and *Brassica juncea*: tolerance and accumulation. *Journal of Hazardous Materials*. **183**, 609-615.

Zenk MH.1996.Heavy metal detoxification in higher plants. *a review Gene*. **7;179(1)**,21-30.

Zerrad W, Hillali S, Mataoui B,EL Antri S, Hmyene A. 2006. Comparative study of the biochemical mechanisms of resistance to water stress of two varieties of durum wheat. *Lebanese Science Journal*. **9(2)**.

Zhang H, Lombi E, Smolders E, Mc Grath S. 2004. Kinetics of Zn Release in Soils and Prediction of Zn Concentration in Plants Using Diffusive Gradients in Thin Films. *Environmental Science & Technology*. **38**, 3608-3613.

Zhang J, Nguyen HT, Blumo A. 1999. Genetic analysis of osmotic adjustment in crop plant. *Journal of Experimental Botany*. **50(332)**, 291-302.

Zhao FJ, Rooney CP, Zhang H, McGrath SP. 2006. Comparison of soil solution speciation and diffusive gradients in thin-films measurement as an indicator of copper bioavailability to plants. *Environmental Toxicology and Chemistry*, **25**, 733-742.

Zheng N, Wang Q, Zheng D. 2007. Health risk of Hg, Pb, Cd, Zn, and Cu to the inhabitants around Huludao zinc plant in China via consumption of vegetables. *The Science of the Total Environment*, **383**, 81-89.

Zhong Zheng Yan, Nora Fung, Yee Tam. 2011. Temporal changes of polyphenols and enzyme activities in seedlings of *Kandelia obovata* under lead and manganese stresses. *Marine Pollution Bulletin*. **63(5-12)**, 438-444.

Zhu J, Meinzer C F. 1999. Efficiency of C4 photosynthesis in *Atriplex lentiformis* under salinity stress. *Australian Journal of Plant Physiology*. **26**, 79-86.

Zid E, Boukhris M. 1977. Quelques aspects de tolérance de l'*Atriplex Halimus* L. au chlorure de sodium. Multiplication, croissance, composition minérale. *Oecol Plant*. **12**, 351-362.

Zorrig W, Rouached A, Shahzad Z, Abdely C, Davidian JC, Berthomieu P. 2010. Identification of three relationships linking cadmium accumulation to cadmium tolerance and zinc and citrate accumulation in lettuce. *Journal of Plant Physiology*. **167**, 1239-1247.

Zorrig W. 2011. Recherche des déterminants contrôlant l'accumulation du cadmium chez la laitue "*Lactuca sativa*." Montpellier, SupAgro.

Zou T, Li T, Zhang X, Yu H, Luo H. 2010. Lead accumulation and tolerance characteristics of *Athyrium wardii* (Hook.) as a potential phytostabilizer. *Journal of Hazardous Material*. **186**, 683-689.

Sites webs

Phytokinetics, Inc. URL : www.ohvtokinetics.com

Phytotech, Inc. URL : www.edenspace.com

Publication



Effect of heavy metals (Copper, zinc, cadmium and lead) on the accumulation of proline and soluble sugars in *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

Khedim Ikram^{*1}, Houcine Abdelhakim Reguieg Yssaad¹, Bülent Topcuoglu²

¹Laboratory of Biodiversity and Conservation of Water and Soils, Department of biology, University of Mostaganem, Mostaganem, Algeria

²Department of Plant and Animal, Akdeniz University Vocational School of Technical Sciences, Antalya, Turkey

Key words: Heavy metals, *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt, Soluble sugars, Proline

<http://dx.doi.org/10.12692/ijb/11.3.205-212>

Article published on September 27, 2017

Abstract

The *Atriplex canescens* is well adapted to extreme environmental conditions and present properties accumulator of heavy metals. Our study is to investigate the effect accumulator of heavy metals (copper, zinc, cadmium and lead) by the *Atriplex canescens* stressed after 60 days of the sowing. It applying five different doses to the plant *Atriplex canescens* for two weeks for: Zn, Cd, Pb (0, 2500, 5000, 7500, and 10000 ppm) and for copper (0, 2000, 2500, 3000 and 3500 ppm). The contents of proline and the soluble sugars were analyzed by spectrophotometry. The results obtained show an increase in the content of proline and soluble sugars according to the increasing concentration of heavy metals to the levels of the leaves and the roots. The contents of proline and the soluble sugars in leaves are widely superior to those of the roots. The highest contents in proline and soluble sugars in the leaves (74.45 mg. g⁻¹ dry weight of the proline and 23.82 mg. g⁻¹ dry weight of soluble sugars) are obtained in the dose of 10000 ppm of (zinc, cadmium) respectively. On the other hand, the highest contents proline and soluble sugars in roots are obtained in the metallic dose of 10000 ppm for the cadmium and the zinc respectively (46 mg. g⁻¹ dry weight of the proline and 10.26 mg. g⁻¹ dry weight of soluble sugars). The obtained results are in favour of the implication of *Atriplex canescens* in a project of phytoremediation to clean up the contaminated soils.

* **Corresponding Author:** Khedim Ikram ✉ messalitieps@hotmail.fr

Introduction

The environmental pollution became in a few decades one of the major problems which conditions the future of our planet. Among main pollutants, there are heavy, persistent metals which accumulate in the soil by contaminating the environment. The phytoremediation is one of the biological methods based on the use of plants to remedy soils contaminated by heavy metals (Cunningham and Berti, 1993; Raskin *et al.*, 1994). In stressful conditions, plants can react by implementing mechanisms, among others, physiological (Kylin and Quatrano, 1975; Parida and Das, 2005) and biochemical (Brugnoli and Lauteri, 1991). So, the synthesis of organic compounds would contribute to the osmoprotection (Rathinasabapathi *et al.*, 2000) or osmotic regulation (El-Shintinawy and Hassanein, 2001).

Several species belonging to the genus *Atriplex* are well adapted to extreme environmental conditions and can present properties accumulator of heavy metals (Martinez *et al.*, 2003). *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt is a halophyte being a part of the family of chenopodiaceae, come from North America (Mulas and Mulas, 2004).

The osmotic adjustment is one of the adaptive mechanisms main thing of halophytes, which contains the accumulation of molecules in answer to a stress (Zhang and *al.*, 1999) thanks to the induction of genes involved in the synthesis of amino acids as the proline (Szabados and Savouré, 2009), and also in the synthesis of soluble sugars (Zerrad *et al.*, 2006; Bouchoukh, 2009; Azzouz, 2011). The proline is an amino acid often considered as a biomarker of stress (Szabados and Savouré, 2009; Djerroudi-Zidane *etal.*, 2010). According to Mile *et al.* (2002), the accumulation of proline is one of adaptive strategies activated by the plant in front of constraints of the environment. According to another point of view, the accumulation of the proline is not a reaction of adaptation to the stress, but rather the sign of a metabolic disturbance (Cheikh M'hamed *et al.*, 2007).

The soluble sugars play a central role in the structure, the metabolism and the operation of the plants. They are more involved in many mechanisms of response to stress, biotic or abiotic (Ramel, 2009).

In this framework is registered our work which aims to assess the effect of the heavy metals copper, zinc, lead and cadmium on the contents proline and the soluble sugars of *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.

Materials and methods

Plant material

The plant material having been the object of the present study concerns the seeds of the *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt which come from the region of El Bayedh are shelled, disinfected to the hypochlorite of sodium to 5 % during a few minutes and rinse in the distilled water.

Methods of culture

The Seeds are germinated in alveoli filled with compost up to the seedling stage in a greenhouse. Then, seedlings are transplanted in cylinders (height 50 cm and diameter 20 cm), completely papered with a coat of gravels to assure the drainage, filled with a mixture sand/compost (2V/V). A watering every three days is operated to the nutrient solution of Hoagland (1938) to 30% of the capacity of retention of the substrate.

Application of stress

After 60 days, the plant was stressed by heavy metals (Zn, Cd and Pb) at doses of 0,2500, 5000, 7500 and 10000 ppm and for the copper 0,2000, 2500,3000 and 3500 ppm.

After two weeks of the stress, plants are taken, leaves, and roots separated, and dried for 24 hours at 80°C. Then, the dry samples are crushed is deposited in closed vials using plasma plug.

The parameters analyzed

Content of soluble sugars

The content of soluble sugars is determined by the method of Dubois *et al.* (1965) by the measure of the absorbance at 490 nm.

Content of proline

The content of proline is determined by the method of Bates *et al.* (1973). The contents are expressed mg.g⁻¹ of dry weight after reading of the D.O to 520 nm on a spectrophotometer JENWAY 6505UV/Vis.

Statistical analyzes

The results obtained are treated statistically using the STATBOX software. Version 6.4, an analysis of the variance calling to the test of Newman-Keuls P = 5%.

Results

Soluble sugars

Soluble sugar content of the leaves and roots of stressed plants to copper

The results obtained show an important increase in the soluble sugars content in the leaves and roots of plants subjected to copper stress compared to control plant (Fig. 1).

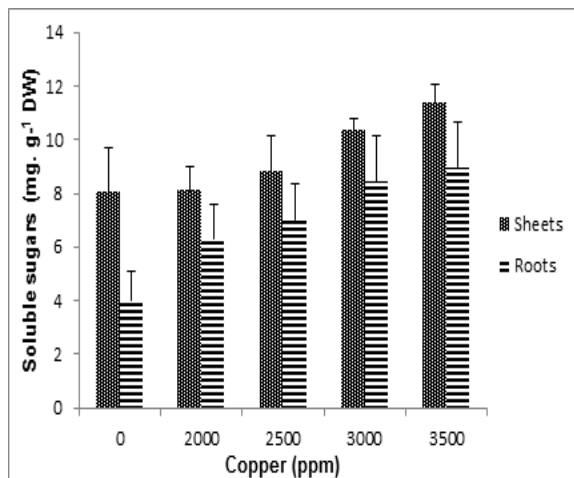


Fig. 1. Soluble sugars content (mg.g⁻¹ dry weight) of the leaves and roots of *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressed to copper.

The contents obtained for the leaves of plants treated to 2000 ppm copper increase slightly compared to that of the leaves of the control plants. The enrichment of the solutions at 3000 and 3500 ppm of copper causes a more important accumulation. On the other hand, the soluble sugar content of plants stressed to copper increases proportionally with the applied doses.

The statistical analysis reveals that the accumulation of soluble sugars is significant in leaves and roots under the effect of all the treatments to copper.

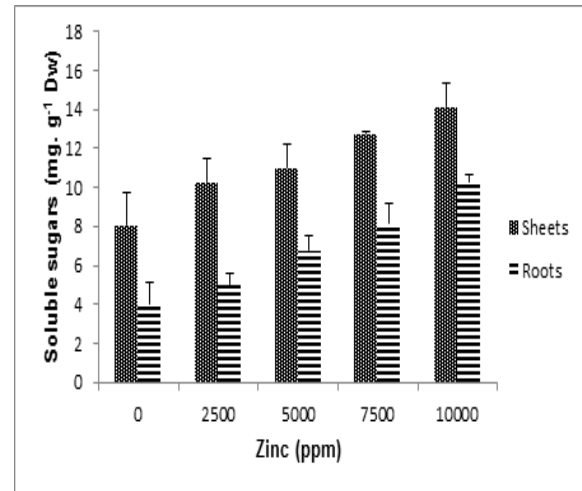


Fig. 2. Soluble sugars content (mg.g⁻¹ dry weight) of the leaves and roots of *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressed to zinc.

Soluble sugar content of the leaves and roots of stressed plants to zinc

The results of Figure 2 show that the soluble sugars content at leaves witnesses is widely superior to that of roots witnesses, which represents a 49.62% increase in soluble sugars content than that recorded in the roots.

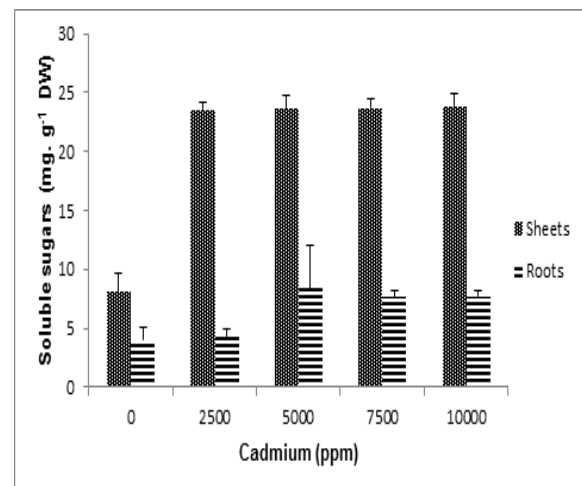


Fig. 3. Soluble sugars content (mg.g⁻¹ dry weight) of the leaves and roots of *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressed to cadmium.

Statistical analysis using the Newman-Keuls test at P = 5% shows a significant effect very high (P = 0.00) of zinc treatment on the accumulation of soluble

sugars in the stressed leaves were in comparison with the leaves witnesses. Thus, the soluble sugars in all treatments are highly significant ($P = 0.00$) for the roots.

Soluble sugar content of the leaves and roots of stressed plants to cadmium

The results of Figure 3 show that the rate of soluble sugars in the aerial and root Parts increases proportionally with the increase in the concentration of cadmium.

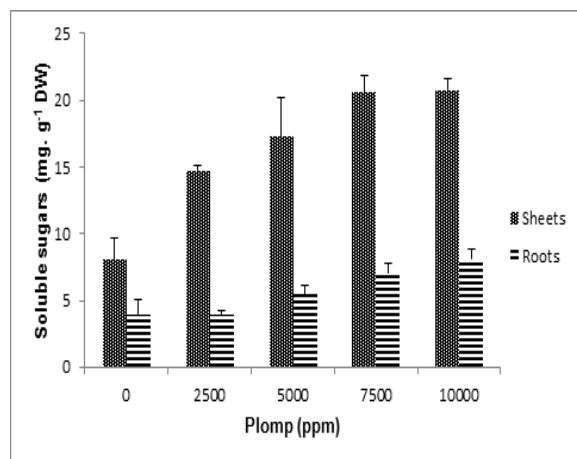


Fig. 4. Soluble sugars content (mg.g^{-1} dry weight) of the leaves and roots of *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressed to lead.

For the same concentrations of cadmium, the accumulation of sugars at the level of leaves is higher than that registered in roots. Soluble sugars distribute in a way balanced in leaves to stressful doses 2500, 5000, 7500 and 10000 ppm of cadmium respectively. On the other hand, the soluble sugars content the higher in roots is obtained for the dose of 5000ppm of cadmium.

The analysis of the variance reveals a very highly significant difference for the leaves of the stressed plants compared to the leaves of the control plants. On the other hand, there is a significant difference in the roots of stressed plants compared to the roots of the control plants.

Soluble sugar content of the leaves and roots of stressed plants to lead

The results found (Fig. 4) for lead stressed plants at different concentrations (2500, 5000, 7500 and 10000 ppm) reveal an increase in soluble sugars in

the leaves and roots of *Atriplex canescens*. The contents obtained soluble sugars are higher in the leaves of the plant than to roots.

Statistical analysis using the test of Newman-Keuls to $p = 5\%$ reveals that the contents insoluble sugars accumulated in leaves and roots of *Atriplex canescens* are highly significant ($p = 0.00$) compared to the leaves and roots of the control plants.

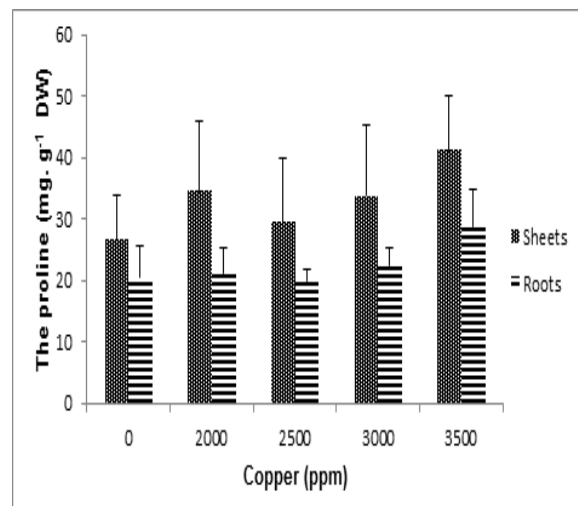


Fig. 5. Proline content (mg.g^{-1} dry weight) of the leaves and roots of *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressed to copper.

The proline Proline content of the leaves and roots of stressed plants to copper

The results of the figure 5 show that the accumulation of the proline is more important in the leaves than in the roots of *Atriplex canescens*. The accumulation of the proline in leaves and roots increases gradually with increasing doses of copper.

The highest proline content in leaves and roots is obtained at a dose of 3500 ppm copper. In the roots, the light decrease of the proline was noted for the stressful dose of 2500 ppm of copper compared with the control.

The statistical analysis shows a not significant effect on the accumulation of the proline in leaves and roots of the plant for all the doses applied of copper.

Proline content of the leaves and roots of stressed plants to zinc

The obtained results (Fig. 6) shows that the proline content in the leaves and roots of *Atriplex canescens* increases proportionally with the doses of zinc applied to the plant. We record in the stressed plants to the zinc, the higher content of the proline in leaves compared to the roots.

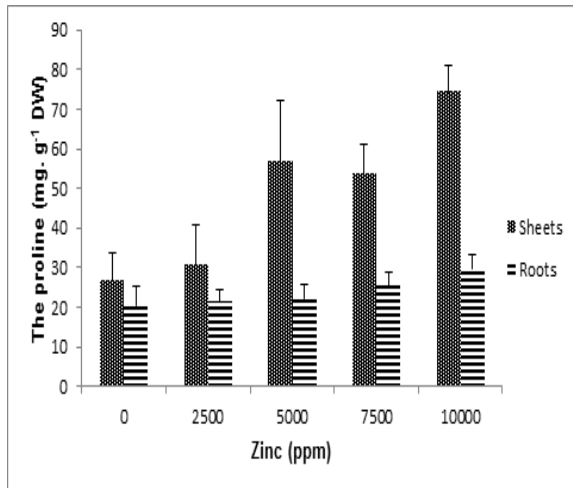


Fig. 6. Proline content (mg.g⁻¹ dry weight) of the leaves and roots of the *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressed to zinc.

The statistical analysis shows that the accumulation of the proline under the effect of zinc is highly significant in the leaves, whereas it is significant in the roots of the plant.

Proline content of the leaves and roots of stressed plants to cadmium

The results obtained (Fig. 7) reveal that the cadmium stress applied to the plant leads to an increase in the proline level in the leaves at 2500, 5000, 7500 and 10000 ppm of cadmium compared to the control.

The accumulation of proline at the level of roots increases progressively with the increasing doses of cadmium. The rate of the proline at the dose of 5000 ppm of cadmium is higher in roots compared to the leaves of the plant.

The statistical study shows a highly significant effect of the cadmium on the accumulation of the proline in leaves and roots compared to the control plant.

Proline content of the leaves and roots of plants stressed to lead

The rate of proline in the leaves and roots of *Atriplex canescens* increases progressively with the increasing doses of lead applied to the plant. The proline content is more important in the leaves than in the roots of the plant (Fig. 8).

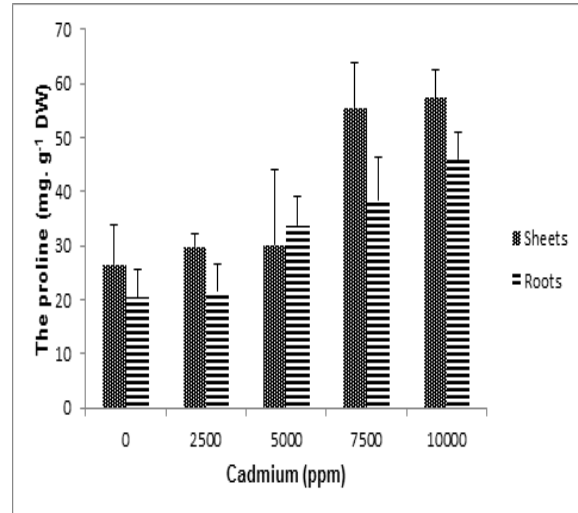


Fig. 7. Proline content (mg.g⁻¹ dry weight) of the leaves and roots of *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressed to cadmium.

The statistical analysis shows that the accumulation of the proline is significant in the leaves with all treatments of lead. On the other hand, she is not significant in the roots of the plant.

Discussion

The main results obtained show that:

The contents of soluble sugars are high at the level of leaves and roots of *Atriplex canescens* under metallic stress compared with the plant witness. These results are consistent with those of Hajhashemi *et al.* (2006), or the accumulation of soluble sugars observed at the foliar level is among the phenomena the most observed in stress response.

The important accumulation of soluble sugars in the stressed plant with heavy metals (copper, zinc, cadmium and lead) is a response to the metallic stress, unlike the not stressed plant or the soluble sugar content is low, because according to Bouzoubaa *et al.* (2001), The accumulation of soluble sugars could have an osmotic role preventing the

dehydration of cells and maintaining the balance of osmotic strength to keep turgor and cytosolic volume as high as possible.

The proline content in leaves and roots to *Atriplex canescens* increases proportionally with the concentration of heavy metals. This accumulation is more important in the sheets than in the roots, which could explain its synthesis at the level of leaves and then its migration to the roots (Djerroudi-Zidane *et al.*, 2010). The results obtained on the important accumulation of proline in the stressed plant corroborate with those of Thiery *et al.* (2004); Djeddi (2006) then Hadjadj *et al.* (2011) which bind the quantities accumulated amounts of proline to stress tolerance.

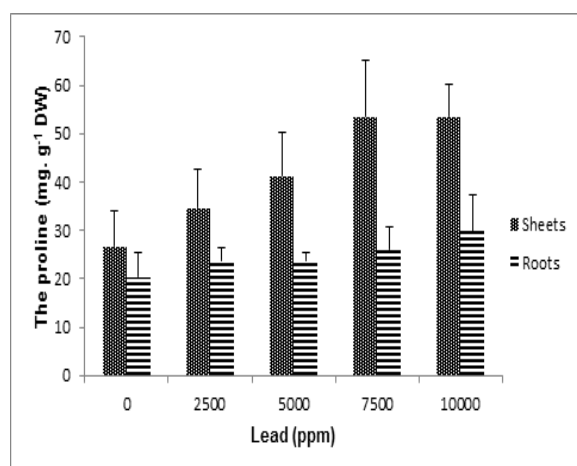


Fig. 8. Proline content ($\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ dry weight) of the leaves and roots of *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt stressed to lead.

Our results are consistent with those of Balestrasse *et al.* (2005), where he observed increase of the proline under the effect of the cadmium to the soybean. Similarly Singh *et al.* 2012 obtained under the combined action of lead and cadmium an increase of proline at *Hydrilla verticillata* (L.f.) Royle. Debtor (2012) reported that the contribution of lead acetate induced an important increase in proline in radish (*Raphanus sativus*). The accumulation of proline is reported in Artichoke (*Cynara scolymus* L.) (Karimi *et al.*, 2012), wheat leaves (Janmohammadi *et al.*, 2013) and the aerial part of sugar beet (*Naderi et al.*, 2013). Such an increase of the proline was also observed under the effect of other metals such as Mn (Lei *et al.*, 2007), Zn, Pb, Co, Cu (Sharma and Dietz, 2006).

Conclusion

The acquired results confirmed that:

The tolerance of *Atriplex canescens* to the stressful concentrations of copper, zinc, lead and cadmium metals.

The accumulation of copper, zinc, lead and cadmium metals is higher in the leaves than in the roots of *Atriplex canescens*.

The accumulation of soluble sugars and proline is very important in the stressed *Atriplex* compared to the unstressed plant.

The accumulation of soluble sugars and proline are higher in the leaves than in the roots of *Atriplex canescens*.

Acknowledgement

We initially thank God out for having given courage and the will to complete this work; we also to thank tow anonymous referees for their suggestions which significantly improved the manuscript.

References

- Azzouz F.** 2011. Effect of the interaction lead-salinity on the physiological responses and biochemical evidence of a halophyte (*Atriplex halimus* L.) and a glycophyte (*Vicia faba* L.). Memory of Magisterium. 65 p.
- Balestrasse KB, Gallego SM, Benavides MP, Tomaro ML.** 2005. The polyamines and proline are affected by cadmium stress in the nodules and roots of soybean plants. *Plant and Soil* **270**, 343-353. <https://doi.org/10.1007/s11104-004-1792-0>.
- Bates LS, Waldren RP, Teare ID.** 1973. Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and Soil* **39**(1), 205-207. <https://doi.org/10.1007/BF00018060>
- Bouchoukhi.** 2009. Eco behavior-physiological two Chenopodiaceae genera *Atriplex* and *Spinacia* submitted to saline stress. Memory of the magisterium in Ecophysiology and plant biotechnology. Mentouri University-Constantine, Algeria. **103**, 38-91-92.

- Bouzoubaa Z, El Mourid M, Karrou M, El Gharous MR.** 2001. Manual of chemical and biochemical analysis of the plants. The Deroua Experimental Station of Institut National de Recherche Agronomique Morocco.
- Brugnoli E, Lauteri MR.** 1991. Effects of salinity on stomatal conductance, photosynthetic capacity and carbon isotope discrimination of salt tolerant (*Gossypium hirsutum* L.) and salt sensitive (*Phaseolus vulgaris* L.) C3 nonhalophytes. *Plant Physiology* **95**, 628-635.
<https://doi.org/10.1104/pp.95.2.628>.
- Cheikh M'hamed H, Abdellaoui R, Kadri K, Ben Naceur M, BelHadj S.** 2008. Evaluation of the salt stress tolerance of a few accessions of barley (*Hordium vidgare* L.) grown in Tunisia. *Physiological approach*. 30- 37.
- Cunningham SD, Berti WR.** 1993. Remediation of contaminated soil with green plants. *In vitro Cellular Developmental Biology* **29**, 207-212.
<https://doi.org/10.1007/BF02632036>.
- Debtor N.** 2012. Tests of use of radish (*Raphanus sativus*) in the phytoremediation (bioremediation) at the level of the soil contaminated by heavy metals (lead): Study of oxidative stress and a few settings enzymatic. Doctoral thesis. Laboratory of Experimental Biotoxicologie, bioremediation and phytoremediation **18**, 19-79.
- Djeddi H.** 2006. Use of the waters of a wastewater treatment plant for the irrigation of forest tree species in urban areas. Memory of Magisterium. Laboratory of Plant Ecology. University Mentouri Constantine. 92 p.
- Djerroudi-Zidane O, Belkhodja M, Bissati S, Hadjadj S.** 2010. Effect of saline stress on the proline accumulation in two species *Atriplex halimus* and *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. *European Journal of scientific research* **41(2)**, 248-259.
- Dubois M, Gilles K, Hamilton J, Rebers P, Smith F.** 1956. Colorimetric Method for Determination of sugar and related substances. *Analytical Chemistry* **28**, 350- 356.
<https://doi.org/10.1021/ac60111a017>.
- El Shintinawy F, Hassanein RA.** 2001. Changes in growth, protein patterns and DNA fingerprints of NaCl stressed treated with arginine, putrescine or phenylenediamine. *Egyptian Journal of Biotechnology* **10**, 405-415.
- Hadjadj S, Djerroudi O, Bissati S.** 2011. A comparative study of the biochemical mechanisms of salt stress tolerance of two species of *Atriplex*: *Atriplex halimus* L. and *Atriplex canescens* (Purch) Nutt. *Algerian Journal of arid environment* **1(2)**, 3-10.
- Hajhashemi S, Kiarostami K, Enteshari S, Shora A.** 2006. The effects of salt Stress and Paclobutrazolon Some Physiological of two salt-tolerant and salt sensitive cultivars of wheat. *Pakistan Journal of Biological* **9**, 1370-1374.
- Hoagland DR, Arnon DI.** 1938. The water-culture method for growing plants without soil. *California Agricultural Experiment Station* **347**, 1-39.
- Janmohammadi M, Bihamta MR, Ghasemzadeh F.** 2013. Influence of rhizobacteriainoculation and lead stress on the physiological and biochemical attributes of wheat genotypes. *Cercetări Agronomice în Moldova* **46(1)**, 153p.
- Karimi N, Khanahmadi M, Moradi B.** 2012. Accumulation and phytotoxicity of lead in *Cynara scolymus*. *Indian Journal of Science and Technology* **5(11)**, 3634-3641.
- Kylin A, Quatrano RS.** 1975. Metabolic and biochemical aspects of salt tolerance. *Plants in saline environments*. 147-167.
- Lei YB, Korpelainen H, Li CY.** 2007. Physiological and biochemical responses to high Mn concentrations in two contrasting *Populus cathayana* population. *Chemosphere* **68(4)**, 686-694.
<https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2007.01.066>

- Martinez JP, Ledent JF, Bajji M, Lutts S.** 2003. Effect of water stress on growth, Na⁺ and K⁺ accumulation and water use efficiency in relation to osmotic adjustment in two populations of *Atriplex halimus* L. *Plant Growth Regulation* **41**, 63-73. <https://doi.org/10.1023/A:1027359613325>.
- Mile O, Mészáros I, Veres SZ, Lakatos G.** 2002. Ecophysiological study on the salt tolerance of a pannonian endemism (*Lepidium crassifolium* (W. et K.) in inland saline area. In Proceedings of the 7th Hungarian congress on plant physiology **46(3-4)**, 249-250.
- Mulas M, Mulas G.** 2004. The potential for strategic use of plants of the genera *Atriplex* and *Opuntia* in the fight against desertification. Short and Medium - Term Priority Environmental Action Program. University Of Studies Of Sassari Research Group on Desertification. 112p.
- Naderi N, Mirzamasoumzadeh B, Aghaei A.** 2013. Effects of different levels of lead (Pb) on physiological characteristics of sugar beet. *International Journal of agriculture and crop sciences* **5(10)**, 1154-1157.
- Parida AK, Das AB.** 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants. *Ecotoxicology and Environmental safety* **60(3)**, 324-349. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2004.06.010>.
- Ramel F.** 2009. Involvement of soluble sugars in the stress responses xenobiotic oxidative and in *Arabidopsis thaliana*, University of Rennes 1, Rennes, 230p.
- Raskin I, Kumar NPBA, Dushenkov S, Salt DE.** 1994. Bioconcentration of heavy metal by plant. *Current Opinion in Biotechnology* **5**, 285-290. [https://doi.org/10.1016/0958-1669\(94\)90030-2](https://doi.org/10.1016/0958-1669(94)90030-2).
- Rathinasabapathi B, Sigua C, Ho I, Gage DA.** 2000. Osmoprotectant Balanine betaine synthetases in the Plumbaginaceae: S-adenosyl-L-methionine depend N- methylation of B-alanine to its betaine is via N-methyl and N,N-dimethyl B-alanines. *Physiologia Plantarum* **109**, 225-231. <https://doi.org/10.1034/j.1399-3054.2000.100302.x>.
- Sharma SS, Dietz KJ.** 2006. The significance of amino acids and amino-derived molecules in plant responses and adaptation to heavy metal stress. *Journal of experimental botany* **57(4)**, 711-726. <https://doi.org/10.1093/jxb/erj073>.
- Singh HAS, Kumar CS, Agarwal A.** 2012. Physiological study of combined heavy metal stress on *Hydrilla verticillata* (L.f.) Royle. *International Journal of Environmental Sciences* **2(4)**. <https://doi.org/10.6088/ijes.00202030106>.
- Szabados THE, Savourea A.** 2009. Proline: a multifunctional amino acid. *Trends in Plant Science* **15(2)**, 89- 97. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2009.11.009>.
- Thierry L, Leprince AS, Lefebvre D, Ghars MA, Debarbieux E, Savourea A.** 2004. Phospholipase D is a negative regulator of proline biosynthesis in *Arctidopsis thaliana*. *Journal of Biological Chemistry*. **279(15)**, 14812-14818. <https://doi.org/10.1074/jbc.M308456200>.
- Zerrad W, Hillali S, Mataoui B, EL Antri S, Hmyene A.** 2006. Comparative study of the biochemical mechanisms of resistance to water stress of two varieties of durum wheat. *Lebanese Science Journal* **9(2)**
- Zhang J, Nguyen HT, Blum A.** 1999. Genetic analysis of osmotic adjustment in crop plant. *Journal of Experimental Botany* **50(322)**, 291-302. <https://doi.org/10.1093/jxb/50.322.291>

Annexes

Annexes

Annexe 1

1. Les solutions polluantes

➤ Le cuivre

Le cuivre est utilisé sous la forme de $\text{CuSO}_4, 5\text{H}_2\text{O}$ qui est mise en solution dans de l'eau distillée.

Afin d'obtenir une concentration de 2000 ppm, 2500 ppm, 3000 ppm et 3500 ppm nous avons procédé aux calculs ci-dessous :

$$\text{Poids} = C \text{ (mg/l ou ppm)} \cdot v(l) * M \text{ CuSO}_4, 5 \text{ H}_2\text{O} \text{ (g/mol)} / M_{\text{Cu}} \text{ (g/ mol)}$$

➤ Le zinc

Le zinc est utilisé sous la forme $\text{ZnSO}_4, 7\text{H}_2\text{O}$ qui est mise en solution dans de l'eau distillée.

Afin d'obtenir une concentration de 2500 ppm, 5000 ppm, 7500 ppm et 10000 ppm nous avons procédé aux calculs ci-dessous :

$$\text{Poids} = C \text{ (mg/l ou ppm)} \cdot v(l) * M \text{ ZnSO}_4, 7\text{H}_2\text{O} \text{ (g/mol)} / M_{\text{zn}} \text{ (g/ mol)}$$

➤ Le plomb

Le plomb est utilisé sous la forme $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2$ qui est mise en solution dans de l'eau distillée.

Afin d'obtenir une concentration de 2500 ppm, 5000 ppm, 7500 ppm et 10000 ppm nous avons procédé aux calculs ci-dessous :

$$\text{Poids} = C \text{ (mg/l ou ppm)} \cdot v(l) * M \text{ Pb}(\text{NO}_3)_2 \text{ (g/mol)} / M_{\text{Pb}} \text{ (g/ mol)}$$

➤ Le cadmium

Le Cadmium est utilisé sous la forme CdSO_4 qui est mise en solution dans de l'eau distillée.

Afin d'obtenir une concentration de 2500 ppm, 5000 ppm, 7500 ppm et 10000 ppm nous avons procédé aux calculs ci-dessous :

$$\text{Poids} = C \text{ (mg/l ou ppm)} \cdot v(l) * M \text{ CdSO}_4 \text{ (g/mol)} / M_{\text{Cd}} \text{ (g/ mol)}$$

C : concentration, **V** : volume, **M** : masse molaire

2. Capacité de rétention de l'eau

Calcul de la capacité de rétention CR pour 100g de sable

P_0 poids pot de yaourt vide est 4.3 g.

P_1 poids de sable 100 g.

P₂ poids après 24h (après saturation) 127,1 g.

$$CR = (P_2 - P_1) - P_0 = (127.1 - 100) - 4.3 = 22.8 \text{ g}$$

La capacité de rétention pour 100g de sable est égale 22.8ml.

➤ Calcul la capacité de rétention de l'eau pour le substrat (2V sable/V terreau=7000 g)

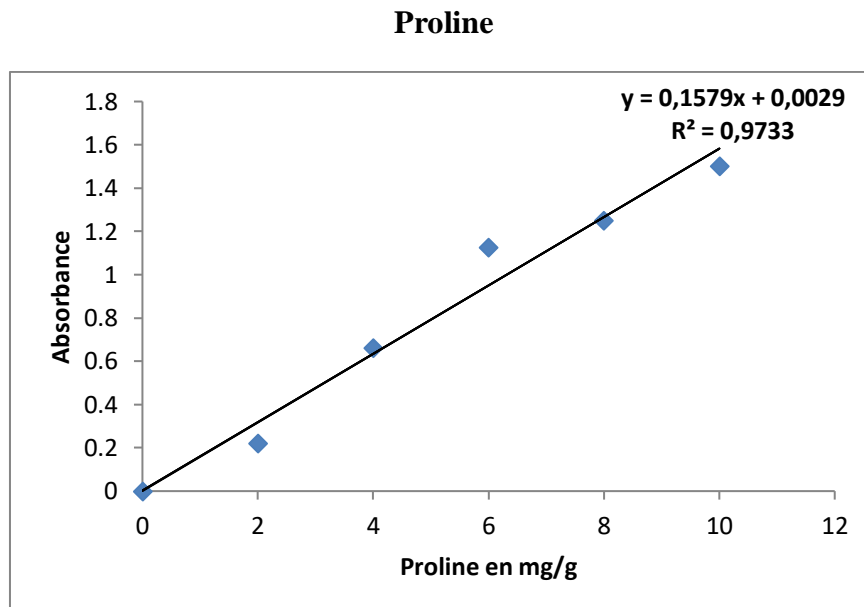
$$\begin{array}{l} 22.8 \text{ ml} \rightarrow 100 \text{ g} \\ \times \quad \rightarrow 7000 \text{ g} \end{array} \left. \vphantom{\begin{array}{l} 22.8 \text{ ml} \\ \times \end{array}} \right\}$$

$$\times = 1596 \text{ ml}$$

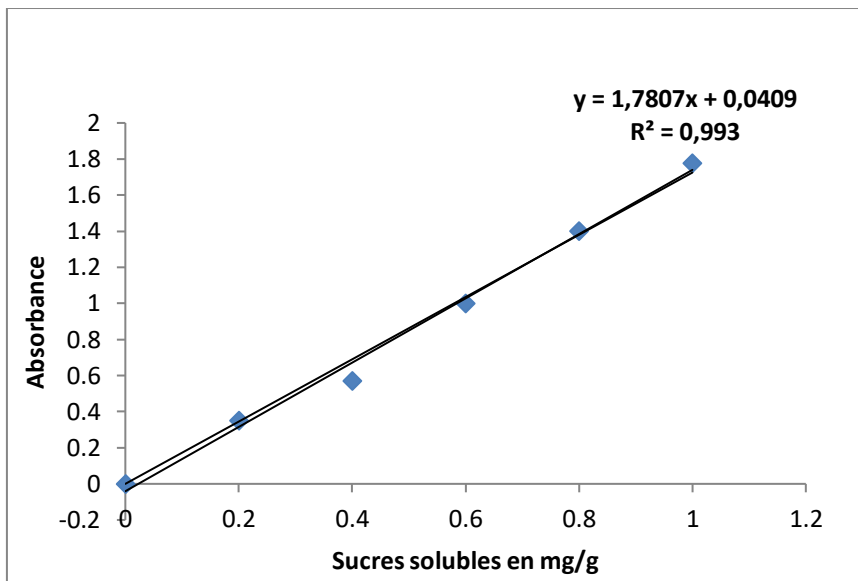
La capacité de rétention est égale de 1596 ml pour 7000 g de substrat.

Annexe 2

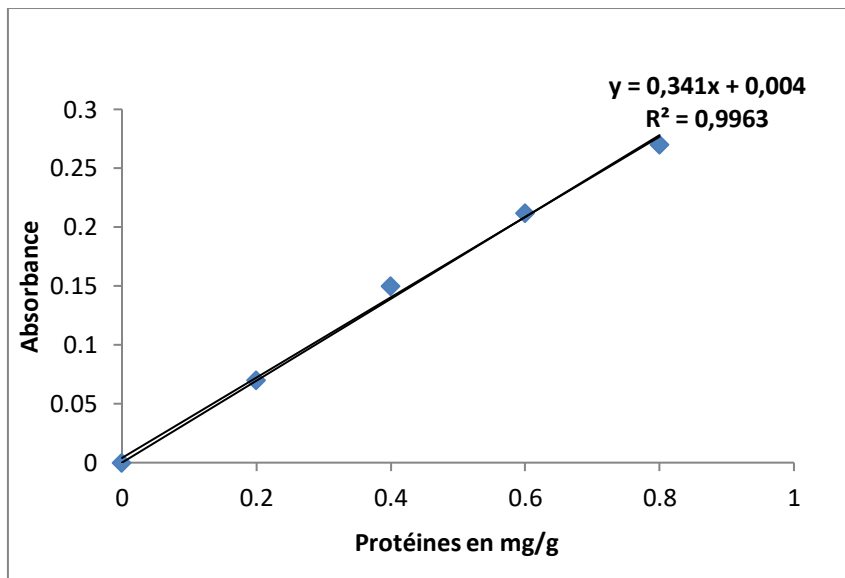
Les courbes d'étalonnages réalisées :



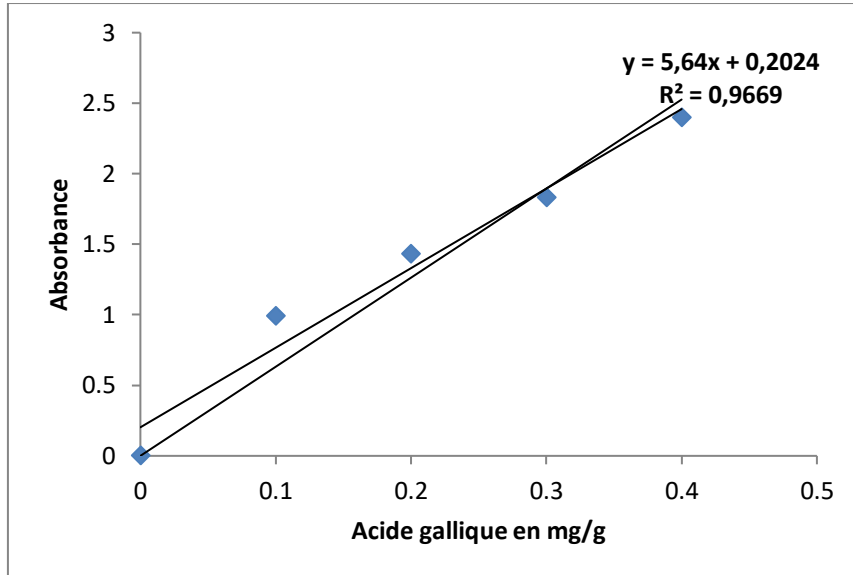
Sucres solubles



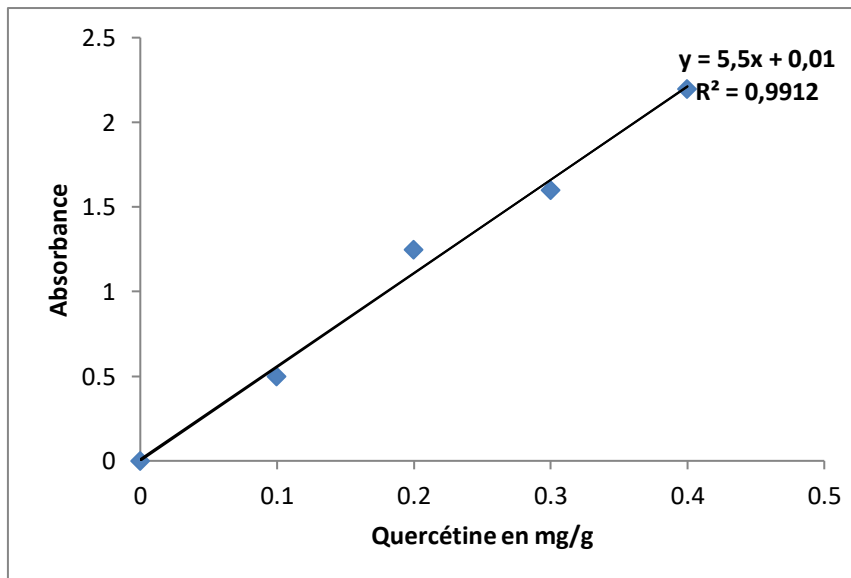
Protéines



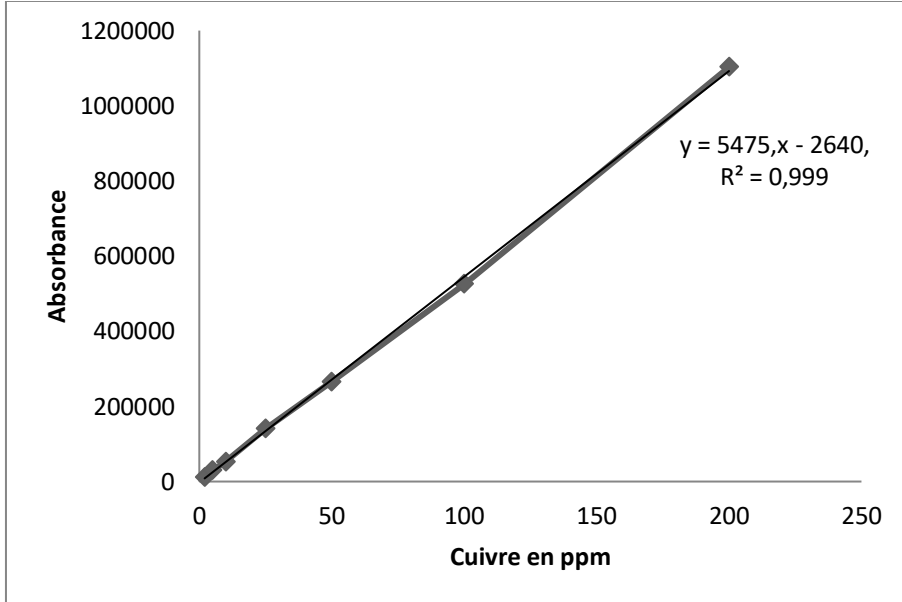
Polyphénols totaux



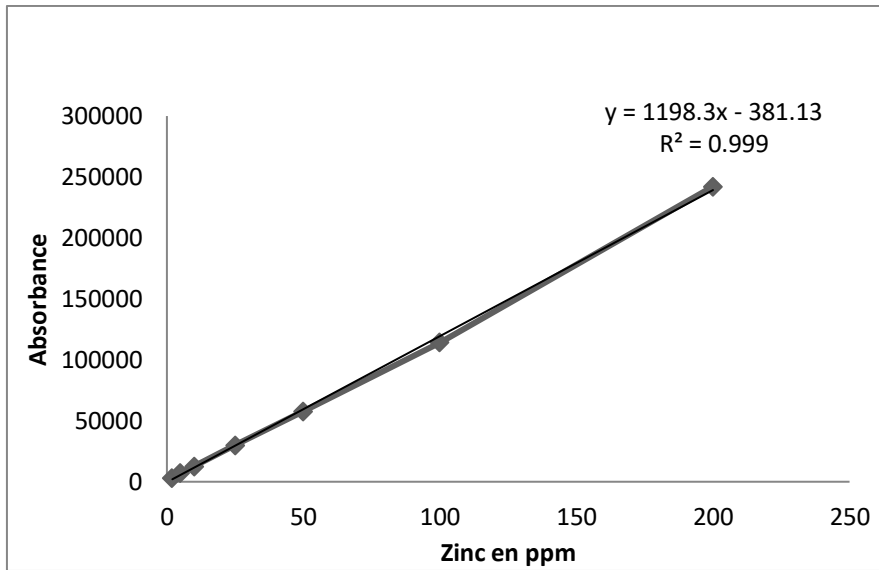
Flavonoïdes



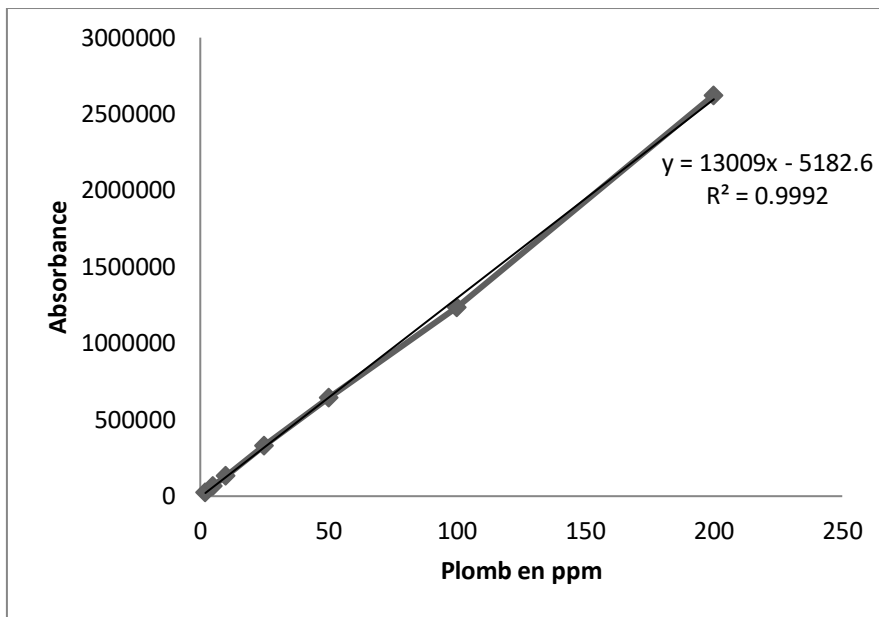
Cuivre



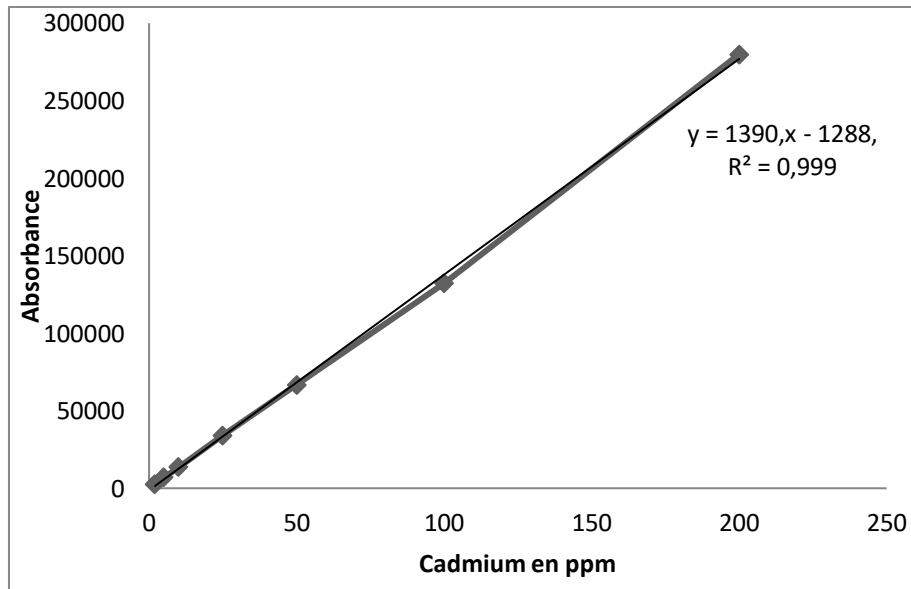
Zinc



Plomb



Cadmium



Annexe 3

Analyse de la variance des paramètres étudiés (Stat Box 6.5)

Tableau 1 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur la surface foliaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	181,649	14	12,975				
VAR.FACTEUR 1	155,404	4	38,851	14,803	0,00041		
VAR.RESIDUELLE 1	26,245	10	2,625			1,62	20,06%

Tableau 2 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur la surface foliaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	160,895	14	11,493				
VAR.FACTEUR 1	48,261	4	12,065	1,071	0,42094		
VAR.RESIDUELLE 1	112,634	10	11,263			3,356	29,80%

Tableau 3: Analyse de variance de l'effet de plomb sur la surface foliaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	227,042	14	16,217				
VAR.FACTEUR 1	185,801	4	46,45	11,263	0,00114		
VAR.RESIDUELLE 1	41,241	10	4,124			2,031	27,42%

Tableau 4: Analyse de variance de l'effet de cadmium sur la surface foliaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	201,7	14	14,407				
VAR.FACTEUR 1	154,604	4	38,651	8,207	0,00357		
VAR.RESIDUELLE 1	47,096	10	4,71			2,17	22,58%

Tableau 5: Analyse de variance de l'effet de cuivre sur la longueur des tiges de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	4436,934	14	316,924				
VAR.FACTEUR 1	3142,267	4	785,567	6,068	0,00986		
VAR.RESIDUELLE 1	1294,667	10	129,467			11,378	14,18%

Tableau 6: Analyse de variance de l'effet de cuivre sur la longueur des racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1162,233	14	83,017				
VAR.FACTEUR 1	833,067	4	208,267	6,327	0,00861		
VAR.RESIDUELLE 1	329,167	10	32,917			5,737	15,25%

Tableau 7: Analyse de variance de l'effet de zinc sur la longueur des tiges de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	6966,434	14	497,602				
VAR.FACTEUR 1	4758,267	4	1189,567	5,387	0,01437		
VAR.RESIDUELLE 1	2208,167	10	220,817			14,86	18,07%

Tableau 8: Analyse de variance de l'effet de zinc sur la longueur des racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	2406,933	14	171,924				
VAR.FACTEUR 1	1591,267	4	397,817	4,877	0,01946		
VAR.RESIDUELLE 1	815,667	10	81,567			9,031	25,39%

Tableau 9: Analyse de variance de l'effet de plomb sur la longueur des tiges de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	7037,733	14	502,695				
VAR.FACTEUR 1	5284,399	4	1321,1	7,535	0,0048		
VAR.RESIDUELLE 1	1753,333	10	175,333			13,241	19,51%

Tableau 10: Analyse de variance de l'effet de plomb sur la longueur des racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	2243,233	14	160,231				
VAR.FACTEUR 1	1418,067	4	354,517	4,296	0,02818		
VAR.RESIDUELLE 1	825,167	10	82,517			9,084	24,98%

Tableau 11: Analyse de variance de l'effet de cadmium sur la longueur des tiges de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	9336,934	14	666,924				
VAR.FACTEUR 1	6058,267	4	1514,567	4,619	0,02286		
VAR.RESIDUELLE 1	3278,667	10	327,867			18,107	25,24%

Tableau 12: Analyse de variance de l'effet de cadmium sur la longueur des racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	2478,233	14	177,017				
VAR.FACTEUR 1	1146,4	4	286,6	2,152	0,14807		
VAR.RESIDUELLE 1	1331,833	10	133,183			11,541	28,43%

Tableau 13 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur le poids frais de la partie aérienne de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	5183,225	14	370,23				
VAR.FACTEUR 1	4563,418	4	1140,855	18,407	0,00018		
VAR.RESIDUELLE 1	619,807	10	61,981			7,873	12,28%

Tableau 14 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur le poids frais de la partie racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	47,497	14	3,393				
VAR.FACTEUR 1	25,424	4	6,356	2,879	0,07948		
VAR.RESIDUELLE 1	22,073	10	2,207			1,486	28,19%

Tableau 15 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur le poids frais de la partie aérienne de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	5752,156	14	410,868				
VAR.FACTEUR 1	5188,496	4	1297,124	23,013	0,00008		
VAR.RESIDUELLE 1	563,66	10	56,366			7,508	12,76%

Tableau 16 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur le poids frais de la partie racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	23,616	14	1,687				
VAR.FACTEUR 1	16,389	4	4,097	5,67	0,01225		
VAR.RESIDUELLE 1	7,227	10	0,723			0,85	41,67%

Tableau 17 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur le poids frais de la partie aérienne de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	6083,92	14	434,566				
VAR.FACTEUR 1	5354,714	4	1338,678	18,358	0,00018		
VAR.RESIDUELLE 1	729,207	10	72,921			8,539	16,14%

Tableau 18 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur le poids frais de la partie racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	19,649	14	1,404				
VAR.FACTEUR 1	14,263	4	3,566	6,619	0,00742		
VAR.RESIDUELLE 1	5,387	10	0,539			0,734	35,06%

Tableau 19 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur le poids frais de la partie aérienne de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	10600,48	14	757,177				
VAR.FACTEUR 1	10060,93	4	2515,231	46,617	0,00001		
VAR.RESIDUELLE 1	539,554	10	53,955			7,345	18,20%

Tableau 20: Analyse de variance de l'effet de cadmium sur le poids frais de la partie racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	27,673	14	1,977				
VAR.FACTEUR 1	21,947	4	5,487	9,581	0,00206		
VAR.RESIDUELLE 1	5,727	10	0,573			0,757	29,35%

Tableau 21 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur le poids sec de la partie aérienne de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	516,269	14	36,876				
VAR.FACTEUR 1	454,003	4	113,501	18,228	0,00019		
VAR.RESIDUELLE 1	62,267	10	6,227			2,495	16,85%

Tableau 22 : Analyse de la variance de l'effet de cuivre sur le poids sec de la partie racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	7,137	14	0,51				
VAR.FACTEUR 1	6,737	4	1,684	42,108	0,00001		
VAR.RESIDUELLE 1	0,4	10	0,04			0,2	18,99%

Tableau 23 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur le poids sec de la partie aérienne de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	498,937	14	35,638				
VAR.FACTEUR 1	279,291	4	69,823	3,179	0,06271		
VAR.RESIDUELLE 1	219,647	10	21,965			4,687	28,15%

Tableau 24 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur le poids sec de la partie racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	5,224	14	0,373				
VAR.FACTEUR 1	3,884	4	0,971	7,246	0,00548		
VAR.RESIDUELLE 1	1,34	10	0,134			0,366	33,89%

Tableau 25 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur le poids sec de la partie aérienne de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	490,774	14	35,055				
VAR.FACTEUR 1	446,854	4	111,713	25,436	0,00005		
VAR.RESIDUELLE 1	43,92	10	4,392			2,096	17,51%

Tableau 26 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur le poids sec de la partie racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	4,609	14	0,329				
VAR.FACTEUR 1	4,249	4	1,062	29,509	0,00003		
VAR.RESIDUELLE 1	0,36	10	0,036			0,19	24,53%

Tableau 27: Analyse de variance de l'effet de cadmium sur le poids sec de la partie aérienne de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	797,944	14	56,996				
VAR.FACTEUR 1	773,464	4	193,366	78,989	0		
VAR.RESIDUELLE 1	24,48	10	2,448			1,565	16,61%

Tableau 28 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur le poids sec de la partie racinaire de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	5,749	14	0,411				
VAR.FACTEUR 1	5,483	4	1,371	51,4	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,267	10	0,027			0,163	26,92%

Tableau 29 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur la chlorophylle **a** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,093	14	0,005				
VAR.FACTEUR 1	0,054	4	0,013	5,083	0,00871		
VAR.RESIDUELLE 1	0,04	10	0,003			0,051	3,87%

Tableau 30: Analyse de variance de l'effet de cuivre sur la chlorophylle **b** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,412	14	0,022				
VAR.FACTEUR 1	0,189	4	0,047	3,173	0,04451		
VAR.RESIDUELLE 1	0,223	10	0,015			0,122	4,80%

Tableau 31 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur la chlorophylle **totale** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,723	14	0,038				
VAR.FACTEUR 1	0,369	4	0,092	3,902	0,02292		
VAR.RESIDUELLE 1	0,354	10	0,024			0,154	3,97%

Tableau 32 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur la chlorophylle **a** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,242	14	0,013				
VAR.FACTEUR 1	0,108	4	0,027	3,03	0,05101		
VAR.RESIDUELLE 1	0,134	10	0,009			0,094	7,27%

Tableau 33 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur la chlorophylle **b** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	5,205	14	0,274				
VAR.FACTEUR 1	2,098	4	0,525	2,533	0,08339		
VAR.RESIDUELLE 1	3,106	10	0,207			0,455	17,60%

Tableau 34 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur la chlorophylle **totale** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	6,332	14	0,333				
VAR.FACTEUR 1	2,688	4	0,672	2,766	0,066		
VAR.RESIDUELLE 1	3,644	10	0,243			0,493	12,69%

Tableau 35 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur la chlorophylle **a** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,251	14	0,013				
VAR.FACTEUR 1	0,145	4	0,036	5,159	0,00822		
VAR.RESIDUELLE 1	0,105	10	0,007			0,084	6,57%

Tableau 36 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur la chlorophylle **b** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,773	14	0,041				
VAR.FACTEUR 1	0,346	4	0,087	3,043	0,05037		
VAR.RESIDUELLE 1	0,427	10	0,028			0,169	7,05%

Tableau 37 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur la chlorophylle **totale** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1,817	14	0,096				
VAR.FACTEUR 1	0,922	4	0,231	3,869	0,0236		
VAR.RESIDUELLE 1	0,894	10	0,06			0,244	6,65%

Tableau 38 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur la chlorophylle **a** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,381	14	0,02				
VAR.FACTEUR 1	0,259	4	0,065	7,982	0,00125		
VAR.RESIDUELLE 1	0,122	10	0,008			0,09	7,04%

Tableau 39 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur la chlorophylle **b** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1,244	14	0,065				
VAR.FACTEUR 1	0,653	4	0,163	4,139	0,0187		
VAR.RESIDUELLE 1	0,592	10	0,039			0,199	8,31%

Tableau 40 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur la chlorophylle **totale** de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	2,892	14	0,152				
VAR.FACTEUR 1	1,721	4	0,43	5,512	0,0063		
VAR.RESIDUELLE 1	1,171	10	0,078			0,279	7,61%

Tableau 41 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur les sucres solubles chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	52,015	14	2,738				
VAR.FACTEUR 1	34,161	4	8,54	7,175	0,00203		
VAR.RESIDUELLE 1	17,854	10	1,19			1,091	11,70%

Tableau 42 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur les sucres solubles chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	92,731	14	4,881				
VAR.FACTEUR 1	61,341	4	15,335	7,328	0,00185		
VAR.RESIDUELLE 1	31,39	10	2,093			1,447	20,82%

Tableau 43 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur les sucres solubles chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	109,602	14	5,769				
VAR.FACTEUR 1	88,124	4	22,031	15,386	0,00004		
VAR.RESIDUELLE 1	21,479	10	1,432			1,197	10,64%

Tableau 44 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur les sucres solubles chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	108,789	14	5,726				
VAR.FACTEUR 1	98,831	4	24,708	37,216	0		
VAR.RESIDUELLE 1	9,958	10	0,664			0,815	11,90%

Tableau 45 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur les sucres solubles chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	480,336	14	25,281				
VAR.FACTEUR 1	439,86	4	109,965	40,752	0		
VAR.RESIDUELLE 1	40,476	10	2,698			1,643	10,09%

Tableau 46 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur les sucres solubles chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	62,823	14	3,306				
VAR.FACTEUR 1	53,792	4	13,448	22,336	0,00001		
VAR.RESIDUELLE 1	9,031	10	0,602			0,776	13,58%

Tableau 47 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur les sucres solubles chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	801,718	14	42,196				
VAR.FACTEUR 1	782,623	4	195,656	153,693	0		
VAR.RESIDUELLE 1	19,095	10	1,273			1,128	5,49%

Tableau 48 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur les sucres solubles chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	115,839	14	6,097				
VAR.FACTEUR 1	67,917	4	16,979	5,315	0,0073		
VAR.RESIDUELLE 1	47,921	10	3,195			1,787	27,93%

Tableau 49 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur la proline chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1987,055	14	104,582				
VAR.FACTEUR 1	497,025	4	124,256	1,251	0,33214		
VAR.RESIDUELLE 1	1490,03	10	99,335			9,967	30,05%

Tableau 50 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur la proline chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	481,878	14	25,362				
VAR.FACTEUR 1	215,798	4	53,949	3,041	0,05044		
VAR.RESIDUELLE 1	266,08	10	17,739			4,212	18,66%

Tableau 51 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur la proline chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	7720,136	14	406,323				
VAR.FACTEUR 1	6241,414	4	1560,354	15,828	0,00004		
VAR.RESIDUELLE 1	1478,722	10	98,581			9,929	20,51%

Tableau 52 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur la proline chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	448,426	14	23,601				
VAR.FACTEUR 1	225,739	4	56,435	3,801	0,02504		
VAR.RESIDUELLE 1	222,686	10	14,846			3,853	16,23%

Tableau 53: Analyse de variance de l'effet de plomb sur la proline chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	3353,654	14	176,508				
VAR.FACTEUR 1	2236,396	4	559,099	7,506	0,00166		
VAR.RESIDUELLE 1	1117,258	10	74,484			8,63	20,59%

Tableau 54 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur la proline chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	536,558	14	28,24				
VAR.FACTEUR 1	190,51	4	47,627	2,064	0,13589		
VAR.RESIDUELLE 1	346,048	10	23,07			4,803	19,40%

Tableau 55 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur la proline chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	4707,168	14	247,746				
VAR.FACTEUR 1	3692,536	4	923,134	13,647	0,00008		
VAR.RESIDUELLE 1	1014,632	10	67,642			8,224	20,57%

Tableau 56 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur la proline chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	2407,689	14	126,721				
VAR.FACTEUR 1	1919,1	4	479,775	14,729	0,00006		
VAR.RESIDUELLE 1	488,589	10	32,573			5,707	17,78%

Tableau 57 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur la teneur relative en eau de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	2866,17	14	204,727				
VAR.FACTEUR 1	2582,94	4	645,735	22,799	0,00008		
VAR.RESIDUELLE 1	283,231	10	28,323			5,322	8,11%

Tableau 58 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur la teneur relative en eau de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1433,242	14	102,375				
VAR.FACTEUR 1	1198,639	4	299,66	12,773	0,00072		
VAR.RESIDUELLE 1	234,604	10	23,46			4,844	7,01%

Tableau 59 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur la teneur relative en eau de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	3962,859	14	283,061				
VAR.FACTEUR 1	3738,056	4	934,514	41,57	0,00001		
VAR.RESIDUELLE 1	224,803	10	22,48			4,741	8,85%

Tableau 60 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur la teneur relative en eau de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	6429,865	14	459,276				
VAR.FACTEUR 1	5880,789	4	1470,197	26,776	0,00004		
VAR.RESIDUELLE 1	549,076	10	54,908			7,41	15,17%

Tableau 61 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur les protéines chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1064,061	14	56,003				
VAR.FACTEUR 1	667,45	4	166,863	6,311	0,00358		
VAR.RESIDUELLE 1	396,61	10	26,441			5,142	7,87%

Tableau 62 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur les protéines chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	601,514	14	31,659				
VAR.FACTEUR 1	322,438	4	80,609	4,333	0,01588		
VAR.RESIDUELLE 1	279,076	10	18,605			4,313	9,49%

Tableau 63 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur les protéines chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	515,2	14	27,116				
VAR.FACTEUR 1	218,565	4	54,641	2,763	0,06619		
VAR.RESIDUELLE 1	296,635	10	19,776			4,447	6,09%

Tableau 64 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur les protéines chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	811,882	14	42,731				
VAR.FACTEUR 1	239,865	4	59,966	1,572	0,23215		
VAR.RESIDUELLE 1	572,017	10	38,134			6,175	12,79%

Tableau 65 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur les protéines chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	453,006	14	23,842				
VAR.FACTEUR 1	275,753	4	68,938	5,834	0,00499		
VAR.RESIDUELLE 1	177,253	10	11,817			3,438	4,90%

Tableau 66 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur les protéines chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	668,675	14	35,193				
VAR.FACTEUR 1	123,854	4	30,964	0,852	0,51566		
VAR.RESIDUELLE 1	544,821	10	36,321			6,027	12,56%

Tableau 67 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur les protéines chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	5454,58	14	287,083				
VAR.FACTEUR 1	345,593	4	86,398	0,254	0,90211		
VAR.RESIDUELLE 1	5108,987	10	340,599			18,455	26,61%

Tableau 68 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur les protéines chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	756,208	14	39,8				
VAR.FACTEUR 1	272,644	4	68,161	2,114	0,12887		
VAR.RESIDUELLE 1	483,564	10	32,238			5,678	11,20%

Tableau 69 : Analyse variance de l'effet de cuivre sur les polyphénols totaux chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,554	14	0,029				
VAR.FACTEUR 1	0,534	4	0,133	101,349	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,02	10	0,001			0,036	1,12%

Tableau 70 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur les polyphénols totaux chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,419	14	0,022				
VAR.FACTEUR 1	0,3	4	0,075	9,415	0,00056		
VAR.RESIDUELLE 1	0,119	10	0,008			0,089	2,86%

Tableau 71 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur les polyphénols totaux chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,592	14	0,031				
VAR.FACTEUR 1	0,241	4	0,06	2,579	0,07959		
VAR.RESIDUELLE 1	0,351	10	0,023			0,153	4,74%

Tableau 72 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur les polyphénols totaux chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,659	14	0,035				
VAR.FACTEUR 1	0,464	4	0,116	8,896	0,00074		
VAR.RESIDUELLE 1	0,195	10	0,013			0,114	3,60%

Tableau 73 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur les polyphénols totaux chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,512	14	0,027				
VAR.FACTEUR 1	0,277	4	0,069	4,423	0,01473		
VAR.RESIDUELLE 1	0,235	10	0,016			0,125	3,86%

Tableau 74 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur les polyphénols totaux chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,565	14	0,03				
VAR.FACTEUR 1	0,379	4	0,095	7,642	0,00152		
VAR.RESIDUELLE 1	0,186	10	0,012			0,111	3,49%

Tableau 75 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur les polyphénols totaux chez les feuilles de l'*Atriplex canescens*

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,578	14	0,03				
VAR.FACTEUR 1	0,518	4	0,129	32,157	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,06	10	0,004			0,063	1,92%

Tableau 76 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur les polyphénols totaux chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,721	14	0,038				
VAR.FACTEUR 1	0,697	4	0,174	110,465	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,024	10	0,002			0,04	1,25%

Tableau 77 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur les flavonoïdes chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	2,029	14	0,107				
VAR.FACTEUR 1	1,917	4	0,479	64,108	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,112	10	0,007			0,086	2,89%

Tableau 78 : Analyse de variance de l'effet de cuivre sur les flavonoïdes chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,878	14	0,046				
VAR.FACTEUR 1	0,825	4	0,206	57,617	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,054	10	0,004			0,06	11,93%

Tableau 79 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur les flavonoïdes chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	2,251	14	0,118				
VAR.FACTEUR 1	2,16	4	0,54	88,947	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,091	10	0,006			0,078	2,50%

Tableau 80 : Analyse de variance de l'effet de zinc sur les flavonoïdes chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,345	14	0,018				
VAR.FACTEUR 1	0,207	4	0,052	5,591	0,00595		
VAR.RESIDUELLE 1	0,139	10	0,009			0,096	20,13%

Tableau 81 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur les flavonoïdes chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	3,682	14	0,194				
VAR.FACTEUR 1	3,619	4	0,905	214,991	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,063	10	0,004			0,065	2,17%

Tableau 82 : Analyse de variance de l'effet de plomb sur les flavonoïdes chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,277	14	0,015				
VAR.FACTEUR 1	0,189	4	0,047	8,05	0,0012		
VAR.RESIDUELLE 1	0,088	10	0,006			0,077	16,28%

Tableau 83 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur les flavonoïdes chez les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	2,77	14	0,146				
VAR.FACTEUR 1	2,639	4	0,66	75,875	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,13	10	0,009			0,093	2,99%

Tableau 84 : Analyse de variance de l'effet de cadmium sur les flavonoïdes chez les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0,346	14	0,018				
VAR.FACTEUR 1	0,299	4	0,075	23,715	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,047	10	0,003			0,056	13,07%

Tableau 85: Analyse de variance de la teneur en cuivre dans les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de cuivre.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	911543,2	14	65110,23				
VAR.FACTEUR 1	903230,4	4	225807,6	271,64	0		
VAR.RESIDUELLE 1	8312,75	10	831,275			28,832	9,33%

Tableau 86: Analyse de variance de la teneur en cuivre dans les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de cuivre.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	415998,9	14	29714,21				
VAR.FACTEUR 1	398362,9	4	99590,73	56,47	0		
VAR.RESIDUELLE 1	17635,94	10	1763,594			41,995	17,53%

Tableau 87: Analyse de variance de la teneur en zinc dans les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de zinc.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	3985,946	14	284,71				
VAR.FACTEUR 1	3938,507	4	984,627	207,554	0		
VAR.RESIDUELLE 1	47,439	10	4,744			2,178	14,28%

Tableau 88: Analyse de variance de la teneur en zinc dans les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de zinc.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	283699,5	14	20264,25				
VAR.FACTEUR 1	282668,8	4	70667,19	685,59	0		
VAR.RESIDUELLE 1	1030,75	10	103,075			10,153	8,08%

Tableau 89: Analyse de variance de la teneur en plomb dans les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de plomb

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	7014603	14	501043,1				
VAR.FACTEUR 1	7013120	4	1753280	11822,52	0		
VAR.RESIDUELLE 1	1483	10	148,3			12,178	2,50%

Tableau 90: Analyse de variance de la teneur en plomb dans les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de plomb

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	5990244	14	427874,5				
VAR.FACTEUR 1	5978469	4	1494617	1269,368	0		
VAR.RESIDUELLE 1	11774,5	10	1177,45			34,314	7,00%

Tableau 91: Analyse de variance de la teneur en cadmium dans les feuilles de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de cadmium

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	15215240	14	1086803				
VAR.FACTEUR 1	14671340	4	3667836	67,437	0		
VAR.RESIDUELLE 1	543894	10	54389,4			233,215	17,93%

Tableau 92: Analyse de variance de la teneur en cadmium dans les racines de l'*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt (ppm) sous l'effet de cadmium

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	1311955	14	93711,04				
VAR.FACTEUR 1	1310809	4	327702,3	2861,717	0		
VAR.RESIDUELLE 1	1145,125	10	114,513			10,701	2,84%

Tableau 93: Analyse de variance de la distribution de cuivre dans la fraction échangeable (F1)

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	438,518	14	31,323				
VAR.FACTEUR 1	437,194	4	109,299	825,267	0		
VAR.RESIDUELLE 1	1,324	10	0,132			0,364	5,23%

Tableau 94: Analyse de variance de la distribution de cuivre dans la fraction organique ou fraction oxydable (F4)

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	43754,4	14	3125,314				
VAR.FACTEUR 1	43153,04	4	10788,26	179,398	0		
VAR.RESIDUELLE 1	601,359	10	60,136			7,755	17,54%

Tableau 95: Analyse de variance de la distribution de plomb dans la fraction échangeable (F1)

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	12,525	14	0,895				
VAR.FACTEUR 1	12,19	4	3,048	91,088	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0,335	10	0,033			0,183	14,56%

Tableau 96: Analyse de variance de la distribution de plomb dans la fraction organique ou fraction oxydable (F4)

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	9061,169	14	647,226				
VAR.FACTEUR 1	9020,294	4	2255,073	551,7	0		
VAR.RESIDUELLE 1	40,875	10	4,088			2,022	7,21%

Tableau 97: Analyse de variance de la distribution de zinc dans la fraction échangeable (F1)

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	17672,83	14	1262,345				
VAR.FACTEUR 1	17627,93	4	4406,983	981,63	0		
VAR.RESIDUELLE 1	44,895	10	4,489			2,119	5,14%

Tableau 98: Analyse de variance de la distribution de zinc dans la fraction organique ou fraction oxydable (F4)

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	124537,5	14	8895,537				
VAR.FACTEUR 1	123145,4	4	30786,35	221,149	0		
VAR.RESIDUELLE 1	1392,109	10	139,211			11,799	10,54%

Tableau 99: Analyse de variance de la distribution de cadmium dans la fraction échangeable (F1)

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	132529,1	14	9466,367				
VAR.FACTEUR 1	131438,2	4	32859,56	301,213	0		
VAR.RESIDUELLE 1	1090,906	10	109,091			10,445	7,12%

Tableau 100: Analyse de variance de la distribution de cadmium dans la fraction organique ou fraction oxydable (F4)

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	57119,75	14	4079,982				
VAR.FACTEUR 1	55754,8	4	13938,7	102,119	0		
VAR.RESIDUELLE 1	1364,949	10	136,495			11,683	16,19%

Annexe 4

Triangle de texture du sol

