

# THESE

En vue de l'obtention du : **DOCTORAT**

**Structure de Recherche** : Laboratoire de Géo biodiversité et patrimoine naturel

**Discipline** : Biologie

**Spécialité** : Ecotoxicologie et risque sanitaire

Présentée et soutenue le 12/03/2022 par :

**Loubna AZARIZ**

**Phytodisponibilité, translocation et bioaccumulation du plomb et du chrome chez *Lycopersicon esculentum* et *Phaseolus vulgaris* L. dans une culture bioponique**

## JURY

Nadia MHAMMDI	PES,	Institut Scientifique, Université Mohammed V, Rabat	Président
Amal SERGHINI	PES,	Institut Scientifique, Université Mohammed V, Rabat	Rapportrice/Examinatrice
Mohammed ARAHOU	PES,	Institut Scientifique, Université Mohammed V, Rabat	Rapporteur/Examinateur
Abdelmajid SOULAYMANI	PES,	Faculté des Sciences, Université Ibn Tofail, Kénitra	Rapporteur/Examinateur
Abdelghani MOKHTARI	PES,	Faculté des Sciences, Université Ibn Tofail, Kénitra	Rapporteur/Examinateur
Mohammed FEKHAOUI	PES,	Institut Scientifique, Université Mohammed V, Rabat	Directeur de Thèse

Année Universitaire : 2021/2022

### *Résumé (max 200 mots)*

Le plomb  $Pb(NO_3)_2$  et le chrome  $Cr(NO_3)_3$ , sont très similaires aux micronutriments et peuvent donc être absorbés par les plantes. Le but de ce travail est d'étudier l'effets de ces deux éléments sur les tomates et les haricots cultivés en bioaponie, en terme de croissance, de rendement et de production total de matière sèche selon trois concentrations (5, 10 et 20 ppm), Le Pb et le Cr résiduel a également été déterminé dans le sol, dans la solution nutritive ainsi que dans les tissus végétaux. Les résultats ont montré que l'absorption du plomb pour les deux plantes à des effets néfastes sur la croissance et non sur le rendement. Contrairement au Cr qui a contribué à l'augmentation de la production de la matière sèche, et qui n'avait aucun effet néfaste sur les performances des plants. Pour les tomates, les teneurs de plomb se sont accumulées dans les racines, contrairement aux haricots verts où la plus forte concentration a été détectée dans les feuilles. Nous avons également remarqué que les fruits accumulaient les teneurs les plus faibles ; En termes de bioconcentration, les deux espèces ne peuvent pas être définies comme des plantes hyperaccumulatrices de chrome et de plomb.

**Mots-clefs (5) : Chrome, Haricot vert, Phytodisponibilité, Plomb, Tomate cerise.**

### *Abstract (max 200 mots)*

Lead,  $Pb(NO_3)_2$  and chromium,  $Cr(NO_3)_3$ , are very similar to micronutrients and can therefore be absorbed by plants. The aim of this work is to study the effects of these two elements on tomatoes and beans grown in bioaponics, in terms of growth, yield and total dry matter production at various concentrations (5, 10 and 20 ppm). Residual Pb and Cr was also determined in soil, nutrient solution and plant tissues. The results showed that lead uptake for both plants had adverse effects on growth and not on yield. Unlike Cr which contributed to the increase in dry matter production, and which had no adverse effect on plant performance. For tomatoes, lead levels accumulated in the roots, unlike green beans where the highest concentration was detected in the leaves. We also noticed that fruits accumulated the lowest levels; In terms of bioconcentration, the two species cannot be defined as hyperaccumulating plants of chromium and lead.

**Key Words (5) : Cherry tomato, Chromium, Green beans, Lead, , Phytoavailability.**

## Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier Monsieur **Mohammed FEKHAOUI**, mon directeur de thèse pour l'entière confiance qu'il m'a accordée. Merci d'avoir cru en moi dès le tout début, et de m'avoir donné ma chance, bien que personne ne me connaissait dans ce laboratoire. Malgré ses multiples occupations, il m'a toujours accueilli et m'a fourni toute l'aide possible en mettant à ma disposition tous les outils nécessaires pour la réalisation de ce travail. Qu'il trouve ici l'expression de ma sincère reconnaissance et mon attachement profond.

Je souhaiterais exprimer ma gratitude à Madame **Nadia Mhammdi** d'avoir accepté la présidence du jury.

Je remercie également l'ensemble des membres du jury pour avoir pris le temps de lire et de juger mon travail. Merci tout d'abord à Madame **Amal Serghini** et à Monsieur **Mohammed Arahou** et Monsieur **Abdelmajid Soulaymani** d'avoir accepté d'être les rapporteurs de ce travail, et d'avoir consenti à venir évaluer cette thèse. Vos commentaires seront sûrement enrichissants et m'apporteront un nouveau regard sur mes résultats.

Je remercie infiniment Monsieur **Abdelghani Mokhtari** d'avoir accepté d'examiner et de venir honorer de sa présence mon jury de thèse

Je ne manquerai pas l'occasion de remercier tous le personnel de l'institut scientifique, pour leur gentillesse, leur accueil et leur aide en cas de besoin.

Je me tourne enfin vers tous mes collègues, amies et connaissances, qui de près ou de loin m'ont soutenu pendant la réalisation de ce travail.

## Résumé

Le nombre croissant de cas de contamination des sols par les métaux lourds a affecté les rendements des cultures et représente un risque imminent pour les aliments. Certains de ces contaminants, tels que le plomb (Pb) et le chrome (Cr), sont très similaires aux micronutriments et peuvent donc être absorbés par les plantes. Le but de ce travail est l'étude des effets de ces deux éléments, dont l'un d'eux est considéré comme le polluant le plus toxique et le plus répandu dans l'environnement des zones à fortes activités humaines, et l'autre dont la phytotoxicité a longtemps été considérée comme négligeable, et largement sous-estimée. Bien que la contamination des parties aériennes par voie atmosphérique puisse significativement participer à l'exposition des plantes aux métaux, la présente étude restera focalisée sur l'exposition des plantes par l'intermédiaire de leur système racinaire et s'intéressera donc exclusivement aux interactions solution nutritive-plante.

L'effets phytotoxiques du plomb et du chrome en tant que  $Pb(NO_3)_2$  et  $Cr(NO_3)_3$  sur la tomate cerise et l'haricot vert cultivés en bioponie, a été évalué en terme de croissance, de rendement et de production total de matière sèche selon des concentrations préalablement connu (5, 10 et 20 ppm), Le Pb et le Cr résiduel a également été déterminé dans le sol de culture, dans la solution nutritive ainsi que dans les tissus végétaux expérimentaux.

Les résultats ont montré que l'absorption du plomb de la solution nutritive et sa translocation vers les tissus aériens des deux plantes à des effets néfastes sur la croissance et non sur le rendement ; le nombre de feuilles, de branches, est affecté de manière significative à partir de la dose la plus élevée qui est 20 ppm, mais pas les fruits. Contrairement au Cr qui n'avait aucun effet néfaste sur la croissance, et qui a contribué à l'augmentation de la production de fruits et par la suite une augmentation de la production de la matière sèche. Les teneurs de plomb dans les différents tissus des tomates cerise se sont accumulées dans les racines des plantes plutôt que dans les autres tissus, contrairement aux haricots verts où la plus forte concentration de plomb a été détectée dans les feuilles. Nous avons également remarqué que les fruits accumulaient les teneurs les plus faibles ; ces teneurs en Cr se situaient à l'intérieur des limites autorisées et ne dépassaient pas les niveaux maximaux de phytotoxicité qui ont été signalés, par contre les teneurs en Pb dans la partie comestible des deux espèces dépassent les normes autorisées. En termes de translocation et de bioconcentration, le facteur de transfert est faible pour les deux espèces, donc elles ne peuvent pas être définies comme des plantes hyperaccumulatrices de chrome et de plomb.

**Mots clés :** Bioconcentration, Bioponie, Chrome, Haricot vert, Phytodisponibilité, Plomb, Translocation, Tomate cerise, Solution nutritive.

## Abstract

The increasing number of cases of soil contamination by trace elements has affected crop production, and represents a risk threatening the quality of our food products. Some of these contaminants, such as lead (Pb) and chromium (Cr), are very similar to micronutrients and can therefore be absorbed by plants. The aim of this work is to study the effects of these two elements, which one of them is considered as the most toxic pollutant, the most spread in the environment with strong human activities, and the other whose phytotoxicity has long been considered negligible, and largely underestimated. Although the contamination of the aerial parts by atmospheric route can significantly participate in the exposure of plants to metals, the present study will remain focused on the exposure of plants through their root system and will therefore focus exclusively on nutrient solution-plant interactions.

The phytotoxic effects of lead and chromium as  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2$  and  $\text{Cr}(\text{NO}_3)_3$ , on cherry tomatoes and green beans grown on bioponics, was assessed in terms of growth, yield and total production dry matter at various concentrations (5, 10 and 20 ppm), the residual Pb and Cr was also determined in experimental soil, in nutrient solution as well as in experimental plant tissues.

The results showed that the absorption of lead from the nutrient solution and its translocation to the aerial tissues of the two plants had an adverse effect on growth and not on production; the number of leaves, branches, is affected significantly at 20 ppm. Unlike Cr, this had no adverse effect on growth, and which contributed to the increase in fruit production and subsequently an increase in dry matter production. Lead levels in the different tissues of cherry tomatoes have accumulated in the roots of plants rather than in other tissues, unlike green beans where the highest concentration of lead was detected in the leaves. We also noticed that the fruits accumulated the lowest contents; Cr contents were within the authorized limits and did not exceed the maximum phytotoxicity levels which were reported, while Pb contents in the edible part of the two species exceed the authorized standards. In terms of translocation and bioconcentration the transfer factor is low for both species, so they cannot be defined as hyperaccumulator plants of chromium and lead.

**Keywords:** Bioconcentration, Bioponics, Cherry tomato, Chromium, Green beans, Lead, Nutrient solution, Phytoavailability, Translocation.

# Sommaire

<b>Introduction générale</b>	<b>1</b>
<b>CHAPITRE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE</b>	<b>3</b>
<b>Partie I : Les éléments traces métalliques</b>	<b>4</b>
I.1. Définitions et généralités	4
I.2. Origine des éléments traces dans les sols	5
I.3. Dépollution, réhabilitation phytoremédiation	8
<b>Partie II : Disponibilité environnementale du plomb et du chrome</b>	<b>10</b>
II.1. Généralités sur le plomb	10
II.2. Le plomb dans la matrice solide	11
II.3. Le plomb dans la solution du sol	14
II.4. Le plomb dans le système sol/plante	15
II.5. Généralités sur le chrome	16
II.6. Le Chrome dans la matrice solide	17
II.7. Le chrome dans la solution du sol	18
II.8. Le chrome dans le système sol/plante	19
II.9. Le rôle physiologique du chrome	19
<b>Partie III : Biodisponibilité toxicologique</b>	<b>20</b>
III.1. Phytodisponibilité du plomb	20
III.2. Phytodisponibilité du chrome	22
III.3. Phytotoxicité et tolérance	23
III.4. Mécanisme de tolérance chez les végétaux	25
III.5. Taux d'ingestion journalier	26
<b>Références bibliographiques</b>	<b>27</b>
<b>CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES</b>	<b>33</b>
<b>Partie I : Matériel végétal et dispositifs expérimentaux</b>	<b>34</b>
I.1. Mode de culture utilisé	34
I.2. Choix des espèces végétales	35
I.3. Dispositif de culture employé	36
I.4. Substrat	38
I.5. Sol de culture	39

I.6. Paillis de surfaçage	39
I.7. Solution nutritive	40
I.8. Pesticides	43
<b>Partie II : Méthode expérimentale</b>	<b>44</b>
II.1. Semis et transplantation	44
II.2. Arrosage	46
II.3. Installation des tuteurs	46
II.4. Entretenir et tailler les tomates	47
II.5. Ajout de la solution nutritive	48
II.6. Ajout du contaminant (Chrome)	50
II.7. Ajout du contaminant (Plomb)	51
<b>Partie III: Méthode analytique</b>	<b>52</b>
III.1. Prélèvement et conservation des échantillons	52
III.2. Techniques d'analyse	53
<b>CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION</b>	<b>55</b>
<b>Partie I: Croissance et rendement des plants</b>	<b>56</b>
I.1. Contexte	56
I.2. Méthodes	56
I.3. Effets du Cr sur la croissance et le rendement des haricots verts	57
I.4. Effets du Cr sur la croissance et le rendement des tomates cerise	60
I.5. Effets du Pb sur la croissance et le rendement des haricots verts	63
I.6. Effets du Pb sur la croissance et le rendement des tomates cerise	65
<b>Partie II: Indice de production relative</b>	<b>67</b>
II.1. Méthodes	67
II.2. Influence du Cr sur la production de la matière sèche	68
II.3. Influence du Pb sur la production de la matière sèche	71
<b>Partie III: Transfert et phytoaccumulation du plomb et du chrome</b>	<b>74</b>
III.1. Méthodes	74
III.2. Evaluation de la phytoaccumulation du Pb	75
III.3. Evaluation de la phytoaccumulation du Cr	79
<b>Partie IV: Translocation et bioconcentration</b>	<b>82</b>
IV.1. Indice de translocation (TI)	83
IV. 2. Facteur de bioconcentration	88

<b>CHAPITRE IV : CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES</b>	<b>93</b>
<b>Références bibliographiques</b>	<b>97</b>
<b>Annexes</b>	<b>106</b>

## Liste des figures

Figure 1 : Les différentes sources des ETM dans les sols (modifié d'après Baize, 1997).	5
Figure 2 : Les formes des ETM et leur localisation dans les sols (d'après Baize et Tercé 2002).	6
Figure 3: Phytodisponibilité des ETM dans les sols (d'après Morel, 1996).	7
Figure 4 : Diagramme pH/Eh du système plomb-eau à 25°C (d'après BRGM, 2004).	14
Figure 5: Distribution des espèces aqueuses du plomb en fonction du pH (d'après BRGM, 2004).	15
Figure 6: Diagramme de Pourbaix simplifié pour les espèces de Cr dominant dans les solutions aqueuses aérées en l'absence de tout agent complexant.	19
Figure 7 : Coupe transversale de la racine.	21
Figure 8 : Modèle hypothétique du transport et de la toxicité du chrome dans les racines des plantes	23
Figure 9: Photo de la serre	34
Figure 10 : Plants et fruits de la tomate cerise: <i>Lycopersicon esculentum</i> .	35
Figure 11 : Plants et fruits des haricots verts : <i>Phaseolus vulgaris L</i> .	36
Figure 12 : Rendement des plantes dans un système biotop	36
Figure 13: Interaction entre les microorganismes contenus dans le compost et les racines de la plante	37
Figure 14: Schéma du dispositif BIOTOP	37
Figure 15 : Granulat de liège	39
Figure 16: Installation des tuteurs pour les plants.	47
Figure 17: Localisation d'un gourmand au niveau de la tige principale d'un plant de la tomate cerise.	47
Figure 18: Les trois floraisons de la tomate cerise	48
Figure 19: Indicateur de niveau (trait rouge)	49
Figure 20 : Développement du système racinaire	50
Figure 21 : Concentration du contaminant selon les bacs	51

Figure 22: Maturation des fruits de la tomate cerise et des haricots verts .....	51
Figure 23: Echantillons d'eau fixés avec l'HNO <sub>3</sub> à 2%.....	53
Figure 24: Plants de la tomate cerise et des haricots verts dans les dispositif biotop .....	68
Figure 25: Production de la matière sèche des haricots verts en présence du Cr .....	70
Figure 26: Production de la matière sèche des tomates en présence du Cr .....	70
Figure 27: Production de la matière sèche des haricots en présence du Pb .....	71
Figure 28: Production de la matière sèche des tomates en présence du Pb.....	73
Figure 29: Transfert de Pb de la solution nutritive au sol expérimental et aux tissus des tomates cerise. ....	76
Figure 30: Transfert de Pb de la solution nutritive au sol expérimental et aux tissus des haricots verts. ....	77
Figure 31: Transfert de Cr de la solution nutritive au sol expérimental et aux tissus des tomates cerise. ....	80
Figure 32: Transfert de Cr de la solution nutritive au sol expérimental et aux tissus des haricots verts. ....	81
Figure 33 : Translocation du Cr dans les haricots verts.....	85
Figure 34 : Translocation du Cr dans les tomates cerise .....	85
Figure 35 : Translocation du Pb dans les tomates cerise .....	88
Figure 36 : Translocation du Pb dans les haricots verts .....	88
Figure 37: Concentration du Pb et du Cr dans les tissus de la plante entière de l'haricot vert.....	90
Figure 38: Concentration du Pb et du Cr dans les tissus de la plante entière de la tomate cerise.....	91

## **Liste des tableaux**

Tableau 1: Tableau périodique des éléments de Mendeleïev. ....	4
Tableau 2: Propriétés physicochimiques du sol de culture.....	39
Tableau 3 : Composition de l'eau minérale utilisée pour l'arrosage des gobelets .....	44
Tableau 4: Analyse du pH, de la conductivité et de la salinité de la solution nutritive. ....	48
Tableau 5: Analyse du pH, de la conductivité et de la salinité de la solution nutritive après ajout des bicarbonates de soude. ....	49
Tableau 6 : longueur de la tige des plants des HV en fonction des concentrations du Cr.....	58

Tableau 7 : Nombre de feuilles des plants des HV en fonction des concentrations du Cr .....	58
Tableau 8 : Nombre de branches des plants des HV en fonction des concentrations du Cr .....	58
Tableau 9 : Nombre de fruits des plants des HV en fonction des concentrations du Cr .....	60
Tableau 10 : longueur de la tige des plants des TC en fonction des concentrations du Cr .....	62
Tableau 11 : Nombre de feuilles des plants des TC en fonction des concentrations du Cr .....	62
Tableau 12 : Nombre de branches des plants des TC en fonction des concentrations du Cr.....	62
Tableau 13: Nombre de fruits des plants des TC en fonction des concentrations du Cr .....	63
Tableau 14: Longueur de la tige des plants des HV en fonction des concentrations du Pb .....	64
Tableau 15: Nombre de feuilles des plants des HV en fonction des concentrations du Pb.....	64
Tableau 16: Nombre de branches des plants des HV en fonction des concentrations du Pb .....	64
Tableau 17: Nombre de fruits des plants des HV en fonction des concentrations du Pb.....	65
Tableau 18: Longueur de la tige des plants des TC en fonction des concentrations du Pb.....	66
Tableau 19: Nombre de feuilles des plants des TC en fonction des concentrations du Pb .....	66
Tableau 20: Nombre de branches des plants des TC en fonction des concentrations du Pb .....	66
Tableau 21: Nombre de fruits des plants des TC en fonction des concentrations du Pb .....	67
Tableau 22 : Production de la matière sèche et indice de production relative dans les tissus végétaux des haricots verts en présence du Cr .....	69
Tableau 23 : Production de la matière sèche et indice de production relative dans les tissus végétaux des tomates cerise en présence du Cr .....	70
Tableau 24 : Production de la matière sèche et indice de production relative dans les tissus végétaux des haricots verts en présence du Pb.....	71
Tableau 25: Production de la matière sèche et indice de production relative dans les tissus végétaux des tomates cerise en présence du Pb.....	72
Table 26: Modèle de régression pour les concentrations de Pb dans la solution nutritive, le sol expérimental et les tissus de tomates cerises ME: efficacité du modèle, MNAE: erreur moyenne normalisée moyenne.....	76
Table 27: Modèle de régression pour les concentrations de Pb dans la solution nutritive, le sol expérimental et les tissus des haricots verts ME: efficacité du modèle, MNAE: erreur moyenne normalisée moyenne.....	77

Table 28: Modèle de régression pour les concentrations de Cr dans la solution nutritive, le sol expérimental et les tissus de tomates cerises ME: efficacité du modèle, MNAE: erreur moyenne normalisée moyenne.....	80
Table 29: Modèle de régression pour les concentrations de Cr dans la solution nutritive, le sol expérimental et les tissus des haricots verts ME: efficacité du modèle, MNAE: erreur moyenne normalisée moyenne.....	81
Tableau 30: Translocation du Cr dans les plants des haricots verts.....	83
Tableau 31: Translocation du Cr dans les plants des tomates cerise.....	84
Tableau 32: Translocation du Pb dans les plants des haricots verts.....	86
Tableau 33: Translocation du Pb dans les plants des tomates cerise.....	86
Tableau 34 : Concentration du Pb et du Cr dans les plants par rapport à la concentration dans la solution nutritive (BCF).....	89

## Introduction générale

Actuellement, dans l'environnement une importante gamme de contaminants existe, tels que les métaux traces, qui sont identifiés comme des polluants inorganiques cumulatifs et intraitables largement présents dans l'environnement, ces éléments proviennent de la combustion des charbons, pétroles, ordures ménagères, de l'épandage de boues sur les sols agricoles et de certains procédés industriels (França *et al.*, 2017; Eid *et al.*, 2018), et leurs effets de pollution se manifestent par leur migration et leur transformation (Li *et al.*, 2014). Ces polluants sont des éléments qui ne peuvent pas être dégradés par un processus microbien ou chimique pour altérer ou réduire leur toxicité au fil du temps (Eid *et al.*, 2016, Rai *et al.*, 2019). La toxicité des métaux traces dépend de leurs concentrations et de leur disponibilité et de l'organisme cible; cependant, les effets néfastes graves sur la santé seraient minimisés si ces métaux traces étaient réduits pour être transférés dans la chaîne alimentaire (Eid *et al.*, 2014). Récemment, il y a eu une préoccupation croissante concernant l'accumulation de métaux traces dans les aliments et leurs dangers potentiels pour la santé humaine (Yang *et al.*, 2009). Le transfert et l'accumulation de traces de métaux dans le corps animal et humain au cours de la chaîne alimentaire provoquent des dommages à l'ADN, des effets cancérigènes et l'induction de mutations (Gupta *et al.*, 2010). Outre les problèmes de sécurité, des traces de métaux excessifs contaminent également les sols et affectent la croissance et la qualité des cultures (Muchuwati *et al.*, 2006).

Une concentration excessive d'un élément trace dans le sol ou dans le substrat sera directement transféré vers la plante pendant son développement. À la suite d'une série de processus successifs, l'élément dans la phase solide du sol sera transféré dans la solution du sol et éventuellement aux tissus végétaux eux-mêmes (Yang *et al.*, 2009). C'est ce que nous avons appelé phydisponibilité. Les plantes, comme les invertébrés, réagissent de façon différente selon les variétés. Certaines sont peu ou pas tolérantes et meurent au contact des métaux traces. D'autres ont des réactions de défense. D'autres enfin, sont tolérantes aux métaux, et même les accumulent, et les concentrent.

Nos travaux ont porté sur la tomate qui est le deuxième légume/fruit le plus consommé au monde (Baloch *et al.*, 2014), et qui a fait l'objet de plusieurs études, et aussi les haricots verts qui sont aussi des légumes très consommés surtout en Europe (Göl *et al.*, 2017), ce sont de précieux aliments riches en protéines qui fournissent à une grande partie de la population humaine des pays en développement une source de protéines, vitamines, amidon, minéraux et composants anti-oxydants (Karaköy *et al.*, 2014). De ce fait ce travail va nous permettre d'étudier divers aspects des réponses de ces espèces à la présence du plomb et du chrome trivalent en contact avec leur système racinaire dans une solution nutritive. À notre connaissance, et dans la littérature, les expériences menées dans le domaine de la phytodisponibilité des éléments traces pour les plants de la tomate cerise et des haricots vert ont été réalisés pour des cultures dans le sol ou pour des cultures hydroponiques, d'où la

nécessité d'utiliser une nouvelle méthode pour mieux comprendre le comportement de ces deux plantes comestibles face au plomb et au chrome. Cette nouvelle technique appelée "bioponie" combine les avantages de la culture hydroponique avec une nutrition biologique efficace qui aide à maintenir la microbiologie essentielle pour la plante dans une solution nutritive, ce système de culture économise l'eau et les engrais et permet aux plantes de développer un tapis racinaire dense. La phytodisponibilité d'un élément trace dans le sol, reste une approche couramment utilisée dans une optique de prédiction de carence ou de toxicité d'un élément pour une plante. Pour évaluer la biodisponibilité d'un élément trace, il existe deux approches classiques, soit mesurer son extractabilité, c'est à dire sa faculté à passer en solution, sous l'effet d'extractants chimiques plus ou moins doux, soit analyser sa teneur dans la plante (Degryse *et al.*, 2009). C'est cette deuxième option que nous avons choisie pour cette approche. Cette expérience nous permet de faire une illustration simplifiée de la réalité complexe du transfert du plomb et du chrome aux tomates cerises et au haricots verts, sans oublier que la phytodisponibilité est également influencée par d'autres facteurs liés au sol qui sont : (pH, redox, capacité d'échange cationique) (température, humidité), espèces végétales, microorganismes du sol, techniques de culture, caractéristiques des éléments et interactions entre eux (Li *et al.*, 2014).

Dans cette étude, l'effet de la contamination par le plomb et le chrome, a été évalué en termes de croissance (nombre de feuilles et de branches) de rendement (nombre de fruits), de production de la matière sèche, et également la teneur dans les différentes parties de la plante, dans l'eau et dans le sol de culture.

# **CHAPITRE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE**

# Partie I : Les éléments traces métalliques

## I.1. Définitions et généralités

Les métaux sont des éléments chimiques possédant des propriétés de conduction de chaleur et d'électricité. Plusieurs métaux lourds et métalloïdes dangereux (par exemple, As, Pb, Cd et Hg) sont classés comme non essentiels au métabolisme et à d'autres effets biologiques. Les fonctions. Ces métaux sont nocifs à divers égards (Gall *et al.*, 2015), et ils ont donc été inclus dans la liste des 20 premiers substances dangereuses (Khalid *et al.*, 2017; Rai, 2018a). Certains métaux lourds, tels que Cu, Fe et Zn (et même Cr (III)), sont des composants essentiels de nombreux processus biologiques et sont ainsi appelés oligoéléments (Marschner, 2012).

La pollution par les métaux lourds s'est répandue à travers le monde, perturbant l'environnement et posant de graves risques pour la santé humaine. Les causes profondes de ce problème sont généralement considérées comme le rythme rapide de l'urbanisation, des changements d'affectation des terres et de l'industrialisation. Depuis la révolution industrielle et la mondialisation économique, la diversité des contaminants environnementaux a augmenté de façon exponentielle, avec d'innombrables sources anthropiques. Par conséquent, les problèmes divers et émergents de la sécurité alimentaire sont devenus une préoccupation mondiale, en particulier leur association inextricable avec la santé humaine (Toth *et al.*, 2016; Rai, 2018a). Pour ces différentes raisons, la plupart des scientifiques préfèrent à l'appellation « métaux lourds », l'appellation « éléments traces métalliques » (Tableau 1).

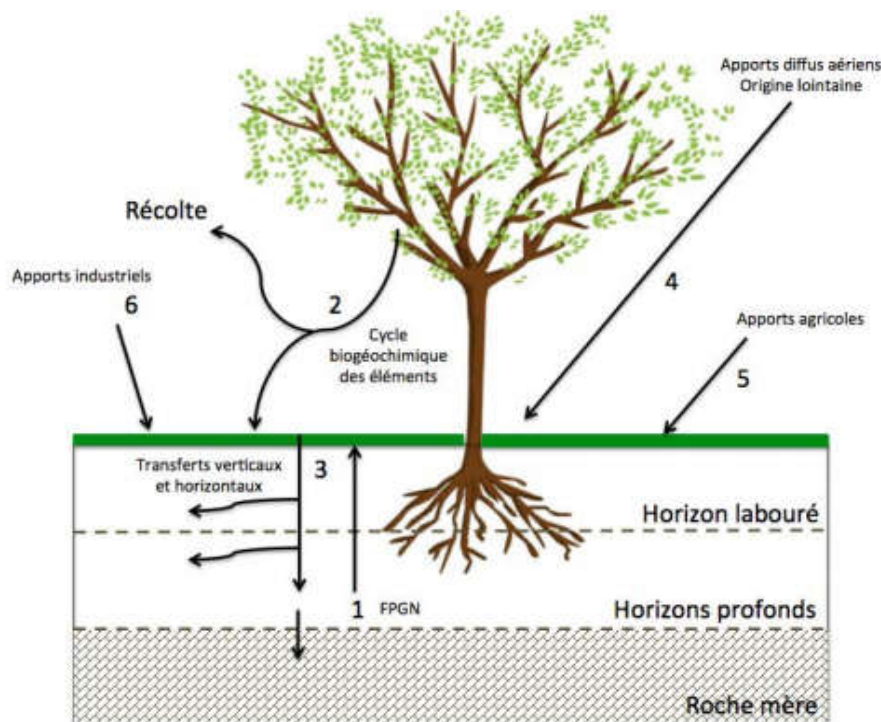
**Tableau 1: Tableau périodique des éléments de Mendeleïev.**  
Le trait noir sépare les métaux des métalloïdes et non métaux.



## I.2. Origine des éléments traces dans les sols

### I.2.1. Origine naturelle

Le fond pédogéochimique naturel local correspond à la concentration d'un élément majeur ou trace dans un sol, résultant des évolutions naturelles géologiques et pédologiques en dehors de tout apport d'origine anthropique (Baize 2002 ; 2010). Les éléments présents naturellement dans les roches sont absorbés par les racines et sont transportés vers les organes aériens de la plante. En fin de cycle, les éléments retournent ensuite dans le sol par décomposition des tissus végétaux. Ce cycle peut être rompu lorsque les récoltes sont exportées, ou lorsque particules fines sont libérées dans l'atmosphère par l'activité des volcans, des embruns maritimes et vents lointains puis sont saupoudrées sur les sols des prairies et des forêts. Après interception par les feuilles, les éléments traces contenus dans ces particules peuvent être absorbés directement par les plantes ou pénétrer dans les sols (Figure 1).



**Figure 1** : Les différentes sources des ETM dans les sols (modifié d'après Baize, 1997).

Les numéros représentent les origines naturelles de la pollution (éoliennes et issues de la roche mère), les origines anthropiques (industrie, agriculture) et les transferts entre les différents horizons de sols. FPGN= fond pédogéochimique naturel.

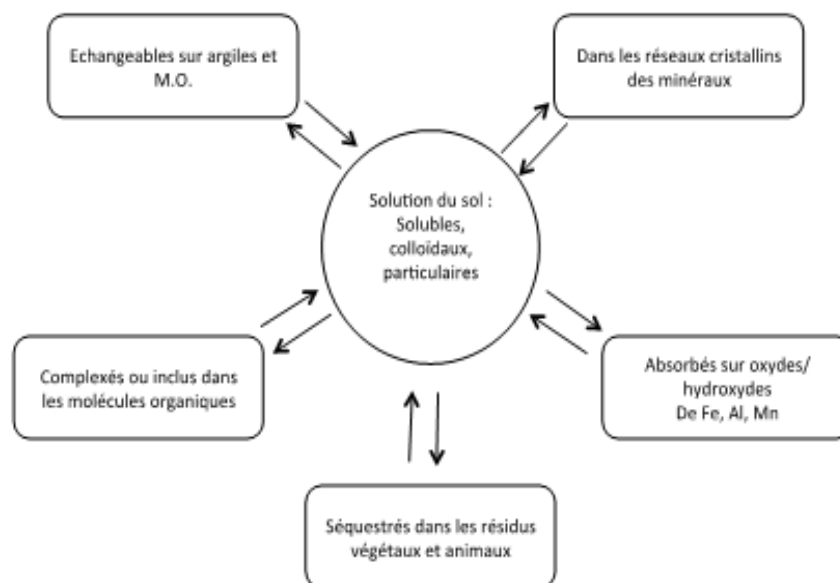
## I.2.2. Pollution et contamination métallique

Les principales sources majeure des éléments traces dans l'environnement sont d'origine anthropique (Chary *et al.*, 2008 ; Kady et Abdel-Wahhab, 2018). Les principaux types de pollutions anthropiques responsables de l'augmentation du flux de métaux, sont la pollution atmosphérique (rejets d'usine, gaz d'échappement), la pollution liée aux activités agricoles (irrigation avec des eaux usées ou de l'eau polluée, engrais, pesticides, amendements à base de boues d'épuration) et la pollution industrielle (centrales nucléaires, traitement des déchets radioactifs, industries chimiques).

Un sol est considéré comme contaminé par les éléments traces lorsque la teneur en un élément donné est significativement supérieure à sa concentration naturelle dans le sol étudié (Singh *et al.*, 2017).

## I.2.3. Spéciation et biodisponibilité des ETM dans l'environnement

Les ETM s'incorporent dans le sol sous différentes formes: en solution, dissoute, colloïdale, libre ou complexée, solide ou précipitée, en liaison avec des phases minérales ou organiques (Figure 2). Beaucoup de ces formes chimiques sont peu mobiles. De ce fait, les métaux, ne pouvant être dégradés, persistent longtemps dans les sols et s'y accumulent parfois jusqu'à représenter un pourcentage significatif. D'autres formes, par contre, sont suffisamment mobiles pour diffuser dans l'eau et le sol et peuvent être assimilées par les êtres vivants (Violante *et al.*, 2013). De ce fait, la toxicité des éléments traces n'est pas seulement fonction de leur teneur totale mais dépend surtout de leur biodisponibilité (Eid *et al.*, 2018).

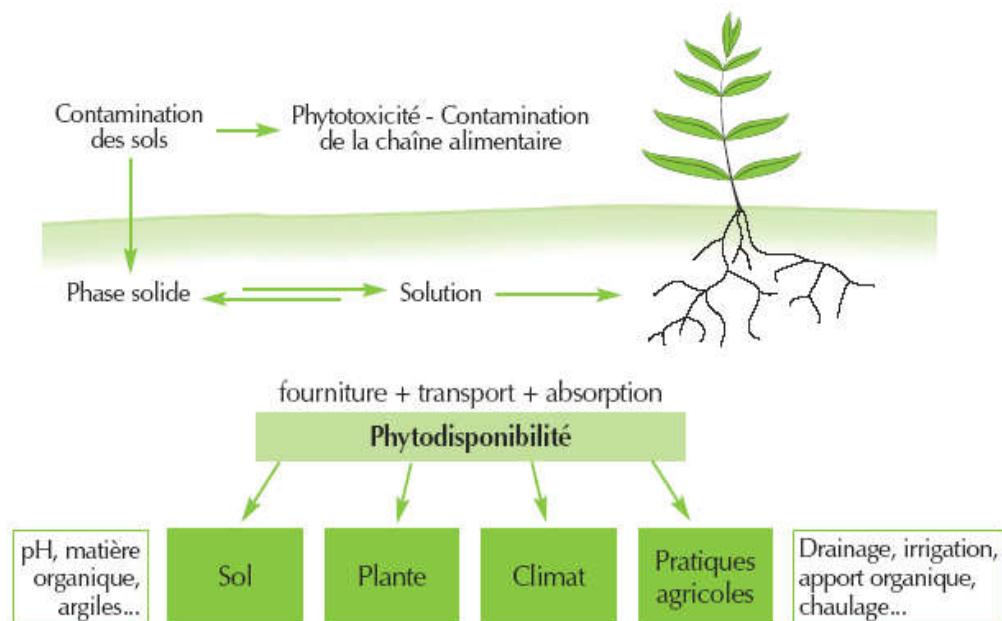


**Figure 2 :** Les formes des ETM et leur localisation dans les sols (d'après Baize et Tercé 2002).

Le terme de biodisponibilité est défini comme étant «l'aptitude d'un élément à être transféré dans un être vivant» (Kabata-pendias 2004, Migeon *et al.*, 2012). La biodisponibilité varie fortement selon la spéciation des éléments. Cette spéciation est influencée par différents facteurs physiques (le pH, le potentiel d'oxydoréduction, la capacité d'échange cationique, le taux d'humidité, la température), chimiques (la solubilité des ETM, la teneur en éléments biodisponibles) et biologiques (la capacité des plantes et des micro-organismes à solubiliser les éléments traces) (Baize *et al.*, 2006a). Les intensités de ces facteurs sont susceptibles de varier dans le temps et l'espace et donc avec eux, la biodisponibilité des métaux.

### I.2.3.1. Transfert des ETM aux plantes

Le transfert racinaire des éléments traces est lié à leur biodisponibilité (on parle de phytodisponibilité) dans les sols qui dépend des formes chimiques sous lesquelles ils sont présents dans le sol et de l'aptitude de l'organisme à les absorber (Figure 3). La plante absorbe l'eau et les éléments nécessaires à sa croissance au niveau des racines. Elle prélève en particulier la fraction hydrosoluble du sol (solution de sol). L'absorption minérale est essentiellement assurée par les poils absorbants. Les éléments entrent dans la plante par des systèmes de transport passif (majeur à fortes concentrations) ou actif (spécifique, majeur à faibles concentrations).



**Figure 3:** Phytodisponibilité des ETM dans les sols (d'après Morel, 1996).

Les plantes peuvent répondre de manière différente à l'augmentation de la concentration des éléments traces dans le sol, les plantes peuvent être classées en trois principales catégories :

- **Les plantes accumulatrices** : séquestrent de hauts niveaux d'éléments traces dans les feuilles, comme les métalphytes, et qui sont souvent des plantes tolérantes,
- **Les plantes exclusives** : présentent une forte concentration de métaux dans leurs parties racinaires mais qui ne transfèrent que très peu ces éléments aux parties aériennes.
- **Les plantes indicatrices** : qui accumulent les éléments traces proportionnellement aux concentrations totales du sol et qui présentent souvent un manque de tolérance quand elles sont exposées à des concentrations toxiques pendant de longues périodes.
- **Les plantes hyperaccumulatrices** : pouvant accumuler de très grandes concentrations dans leurs parties aériennes.

En outre, la présence d'éléments traces dans les parties aériennes des plantes peut poser des problèmes sanitaires, lorsque ces dernières sont comestibles et introduites dans la chaîne alimentaire. Dans ces cas précis, l'ingestion de ces plantes engendre un risque pour la santé (Pelfrêne *et al.* 2013).

### **I.2.3.2. Exposition humaine et risque sanitaire**

Les polluants présents dans le sol peuvent être mobilisés et induire des risques sanitaires soit par ingestion, inhalation, ou pénétration par voie cutanée ou parentérale chez l'être humain. Les pathologies liées à ces polluants sont nombreuses et de gravités variables (Bleackley et Macgillivray 2011). De plus, il est reconnu qu'une exposition chronique à ces éléments augmente drastiquement les risques de cancer, de troubles cardiovasculaires, d'hypertension et de dérèglements neuronaux et hormonaux, la maladie la plus connue est le saturnisme causé par un excès de Pb.

### **I.2.3.3. Effet des ETM sur les microorganismes du sol**

Les microorganismes sont les premiers organismes en contact direct avec la pollution, à des concentrations élevées en éléments traces, l'ensemble des populations affectée entraînant des modifications des communautés de microorganismes (Kabata-Pendias 2011), Dans le cas d'une contamination importante, les microorganismes sensibles peuvent être décimés, alors que les microorganismes tolérants ne sont pas affectés ou voient même leurs effectifs augmenter, car la compétition avec les microorganismes sensibles a disparu (Gonçalves *et al.*, 2009).

## **I.3. Dépollution, réhabilitation phytoremédiation**

Les techniques de réhabilitation des sites pollués sont généralement classées en quatre grandes catégories : les procédés physicochimiques (lavages chimiques ou par agents tensio-actifs, stabilisation physico-chimique), thermiques (désorption thermique, incinération) et biologiques (bio lixiviation, bio-immobilisation, bioremédiation) ainsi que le confinement. Elles se distinguent par leur mode de mise en œuvre: techniques

ex situ pour lesquelles le sol pollué est excavé puis traité hors site ou sur le site; ou techniques in situ où la pollution est traitée directement dans le milieu naturel, (ADEME, 2009). Depuis les années 1980, les techniques biologiques dites de phytoremédiation, moins coûteuses et plus respectueuses de l'environnement, sont étudiées. La phytoremédiation représenterait une alternative durable permettant de réhabiliter les sols pollués et, regroupe l'ensemble des procédés utilisant les organismes végétaux pour la biodépollution : phytoextraction, phytostabilisation, phytovolatilisation.

Dans le cas des ETMs, non dégradables, deux techniques sont envisagées. La phytostabilisation consiste à immobiliser le polluant dans la rhizosphère en vue de limiter son transfert vers les autres compartiments des écosystèmes. Un des avantages de la phytostabilisation est qu'elle s'accompagne de la production de biomasse végétale potentiellement valorisable. La phytoextraction, quant à elle, est basée sur l'utilisation de plantes accumulatrices en mesure de prélever le polluant du sol, de le transporter et, de le stocker dans les parties aériennes en concentration élevée (Capuana *et al.*, 2011). Dans le cas particulier d'ETMs présents sous forme gazeuse (Hg et Se), une dépollution par phytovolatilisation pourrait être envisagée. C'est pourquoi il est important de connaître les modalités d'absorption, de transfert et de transformation des espèces métalliques volatiles, avant de considérer le potentiel des espèces accumulatrices dans le domaine des phytotechnologies. Le temps estimé pour la phytoextraction des ETMs dans les sols varie de deux ans à plusieurs décennies en fonction de l'élément concerné, de sa spéciation dans le sol et de la plante choisie (Sheoran *et al.*, 2016).

Les plantes ont été employées ces dernières années comme un moyen de stabiliser les sols ou pour extraire les éléments traces des sols contaminés. L'activité de revégétalisation a pour but de stabiliser le site, d'établir une couverture végétale qui empêchera la dispersion de particules contaminées par l'érosion de l'eau ou du vent, et de réduire la mobilité des éléments traces par des processus de précipitation et d'adsorption induit par la rhizosphère. La stabilisation végétale améliore les caractéristiques chimiques et biologiques des sols contaminés en augmentant la quantité de la matière organique, de nutriment, la capacité d'échange cationique et l'activité biologique. Ces améliorations bio-physico-chimiques restaurent la surface affectée à une condition stable et acceptable pour un deuxième usage du sol (Huang *et al.*, 2015).

## Partie II : Disponibilité environnementale du plomb et du chrome

### II.1. Généralités sur le plomb

Le plomb est classé parmi les métaux potentiellement toxiques (anémie, hypertension artérielle, saturnisme, etc.) pour l'homme (Bleackley et Macgillivray 2011) et cet élément persistant s'accumule dans les sols de surface peut donc être prélevé par les plantes, et par conséquent contaminer l'homme via la chaîne alimentaire, ce qui constitue un problème sanitaire majeur. La pollution de l'air par le plomb a considérablement diminué depuis l'arrêt des essences plombées.

#### II.1.1. Principales caractéristiques du plomb

Le plomb est, dans son état naturel, un métal gris bleuâtre, dense et malléable. Sa masse atomique est de 207,2 u (unités de masse atomique), son rayon atomique de 180 pm et son volume molaire de  $18,26 \cdot 10^{-6} \text{ m}^3 \cdot \text{mol}^{-1}$ . Il existe sous deux états d'oxydation: 2 et 4. Dans le milieu naturel, le plomb peut être rencontré sous la forme de 4 isotopes stables:  $^{204}\text{Pb}$ ,  $^{206}\text{Pb}$ ,  $^{207}\text{Pb}$  et  $^{208}\text{Pb}$  dont les pourcentages d'abondance sont respectivement 1,48%, 23,6%, 22,6%, 52,3%.  $^{204}\text{Pb}$  est la forme non radiogénique et les 3 autres espèces font partie des formes finales et stables du schéma de désintégration de l'uranium et du thorium. Il possède aussi deux isotopes radiogéniques,  $^{210}\text{Pb}$  ( $t_{1/2}=22$  ans) et  $^{212}\text{Pb}$  ( $t_{1/2}=10$  ans). Ils sont utilisés comme outil de datation mais également comme marqueurs d'origine du plomb (nature de la source) et traceurs de phénomènes environnementaux (transferts abiotiques et biotiques) (Sposito, 1989). La signature isotopique est utilisée dans les matériaux environnementaux (sol, sédiment et plantes) pour différencier le plomb d'origine naturelle et celui issu de pollutions anthropiques.

#### II.1.2. les origines du plomb dans l'environnement

##### II.1.2.1. Fond géochimique

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

contiendraient de 10 à 30 mg.kg<sup>-1</sup> (Baize, 2002). En raison de son rayon ionique, le plomb peut se substituer à de nombreux éléments (potassium, sodium, calcium, strontium ou barium) et rentre dans la composition de 240 minéraux naturels identifiés. Les principaux minéraux porteurs de plomb sont les sulfates, les carbonates, les oxydes et hydroxydes, les sulfures ou les phosphates. Pour des conditions physicochimiques fixées, la solubilité du plomb dépendra fortement de la nature du composé dans lequel le plomb est engagé.

### **II.1.2.2. Source anthropique**

A ce jour, les principales sources de contaminations en plomb sont les rejets anthropiques. Les rejets provenant des industries sidérurgiques ainsi que les anciens réseaux de canalisations de distribution d'eau, contenant du plomb, contaminent les eaux, les rejets des industries qui extraient et purifient le plomb naturel et qui recyclent les composants contenant du plomb comme les batteries et leurs retombées atmosphériques contaminent les sols. Des études de Baron, (2001) ont montré que l'utilisation des cartouches et grenailles de plomb était responsable du saturnisme chez des oiseaux. Dans les sols des concentrations en plomb supérieures à 110 mg par kg de sol traduisent l'existence d'une source polluante à proximité (Lopes *et al.*, 2012).

## **II.2. Le plomb dans la matrice solide**

### **II.2.1. Associations avec les différents constituants du sol**

Le comportement du plomb dans un sol dépend de différents facteurs comme sa dynamique propre mais également des caractéristiques pédologiques et physico-chimiques du sol (Baize, 1997). Il peut être soit sous forme liée aux particules de terre soit dans la phase aqueuse. Dans les sols contaminés, la forme chimique initiale et la teneur en polluant apportée ont également une influence. En effet, de nombreux travaux ont montré que la spéciation avait une influence sur le devenir des ETM dans l'environnement (Hinsinger *et al.*, 2006).

#### **II.2.1.1. Interactions avec les oxydes de fer et de manganèse**

L'association du plomb avec le fer. Il peut se substituer au fer dans le réseau cristallin de l'oxyde lors de sa cristallisation (co-précipitation avec les oxydes de fer ou bien être fixé à la surface des cristallites de ces mêmes oxydes (adsorption et précipitation en surface). Une fois adsorbés, certains ions sont également capables de diffuser vers l'intérieur du cristal afin de rejoindre des cavités au sein du réseau cristallin (absorption). L'efficacité des oxydes de fer dans le piégeage des éléments traces est telle que certains auteurs envisagent de les utiliser pour réduire la biodisponibilité des métaux lourds dans les sols pollués (Soubrand-Colin *et al.*, 2007).

### **II.2.1.2. Interactions avec les argiles**

Les argiles sont des silicates d'aluminium, elles possèdent une forte réactivité chimique et physique, ainsi qu'une importante surface de contact. Elles peuvent développer de grande surface spécifique, et peuvent fixer les métaux par trois mécanismes principaux: l'échange ionique, l'adsorption physique et l'adsorption chimique (Alloway, 1995 ; Li et li, 2000) ont établi un ordre de réactivité pour l'adsorption du plomb sur 3 types de minéraux argileux: kaolinite > illite > montmorillonite, on compte aussi la vermiculite qui présente une forte affinité pour les réactions d'échange avec le plomb (Nriagu, 1978).

### **II.2.1.3. Interactions avec les carbonates et les phosphates**

Ce type d'associations se produit le plus souvent lorsque les métaux quittent la solution du sol pour précipiter au sein des phases minérales. Les carbonates jouent un rôle important dans les sols. Leurs équilibres de dissolution contrôlent particulièrement le pH. Une teneur élevée en carbonates rend le sol alcalin. La surface des carbonates est le siège de phénomènes de sorption des ions métalliques. Cependant, au-delà de l'adsorption de surface, il peut aussi se produire une incorporation des cations métalliques dans la maille cristalline des carbonates. Des études ont ainsi montré que le plomb était capable de s'adsorber à la surface de la calcite et d'occuper les sites du calcium, malgré les différences de rayons ioniques entre le plomb et le calcium (Dyab, 2005).

### **II.2.1.4. Interactions avec les matières organiques du sol (MOS)**

Des corrélations entre le taux de MOS et leur effet sur l'adsorption du plomb ont été établies dans le cadre de plusieurs travaux. Ils ont montré que les concentrations en plomb trouvées dans les sols étaient étroitement corrélées à la teneur en MOS, l'adsorption du plomb augmentant avec la teneur en matière organique (Dumat *et al.*, 2006).

## **II.2.2. Mobilité du plomb dans le sol**

La mobilité du plomb est principalement contrôlée par sa spéciation en phase aqueuse et par des processus d'adsorption/désorption ainsi que de dissolution/précipitation. Le rôle de certains paramètres tels que le pH, le potentiel redox, la composition minéralogique du sol ou du sédiment et la présence de ligands ou de colloïdes dans la phase va être déterminant. Le plomb étant en général considéré comme un élément peu mobile dans les milieux naturels, il a donc tendance à s'accumuler dans les horizons superficiels des sols (Sterckeman *et al.*, 2000, 2006).

### **II.2.2.1. Influence du pH**

C'est le facteur qui influence le plus la mobilité et la biodisponibilité du plomb. Les risques de mobilité sont plus grands dans les milieux acides, alors que la solubilité diminue avec

l'élévation du pH. A pH 5, le plomb semble majoritairement adsorbé aux oxydes et aux matières organiques, et une augmentation du pH a pour effet de rendre le plomb moins biodisponible (Shu *et al.*, 2001).

#### **II.2.2.2. Influence du potentiel redox**

Le potentiel d'oxydoréduction (Eh) exprime le flux d'électrons des agents réducteurs vers les agents oxydants. Il est contrôlé par l'activité des électrons en solution (Evans, 1989). Bien que le plomb garde globalement le même état d'oxydation dans les milieux naturels, sa mobilité va néanmoins être affectée par des variations de potentiels redox du milieu. Ces variations sont susceptibles de modifier la chimie de la phase aqueuse, pouvant entraîner des phénomènes de précipitation de minéraux contenant du plomb. A l'inverse, ces variations de potentiel redox peuvent entraîner la dissolution de phases porteuses de plomb. Une diminution de la teneur en eau ou en matière organique favorise une augmentation du potentiel redox.

#### **II.2.2.3. Influence de la composition minéralogique du sol**

La teneur en carbonates va également affecter la mobilité du plomb. En effet, dans les sols riches en carbonates, le plomb va pouvoir être piégé par simple adsorption à la surface de la calcite ou par précipitation minérale due aux pH élevés de ce type de sol (Veeresh *et al.*, 2003)

#### **II.2.2.4. Influence des ligands présents dans la phase aqueuse**

La teneur et le type de ligands contenus dans la phase aqueuse sont susceptibles de complexer le plomb, augmentant sa mobilité. Ainsi, la présence de matière organique dissoute va avoir tendance à favoriser la migration du plomb vers les horizons profonds du sol, par la formation de complexes organo-minéraux, qui entraînent une limitation de l'adsorption du plomb sur les autres constituants du sol (Sterckeman *et al.*, 2000).

#### **II.2.2.5. Influence de la fraction colloïdale**

En milieu naturel, le plomb est fréquemment associé à la fraction colloïdale, qui peut être organique (composés humiques) ou inorganique (oxyhydroxydes métalliques). Cette fraction aura tendance à favoriser la mobilité du plomb et à modifier sa biodisponibilité.

#### **II.2.2.6. Influence des microorganismes sur la spéciation du plomb**

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

al, (1999), le champignon *Aspergillus niger* est capable de solubiliser la pyromorphite et de la transformer en oxalate de plomb hydraté.

### II.2.2.7. Influence des plantes sur la spéciation du plomb

Les plantes jouent aussi un rôle prépondérant, le paragraphe suivant sera entièrement consacré à ces interactions entre le sol et les plantes.

## II.3. Le plomb dans la solution du sol

Dans la phase liquide du sol, les métaux ( $Pb^{2+}$ ) sont libres ou complexés à des ligands inorganiques (hydroxydes ou chlorure) ou à des molécules organiques (Sposito *et al.*, 1983), Comme pour l'ensemble des éléments chimiques, la spéciation en phase aqueuse du plomb est fortement contrôlée par le pH et le potentiel redox (Figure 4), ainsi que par le type et la concentration en agents complexant présents dans la solution.

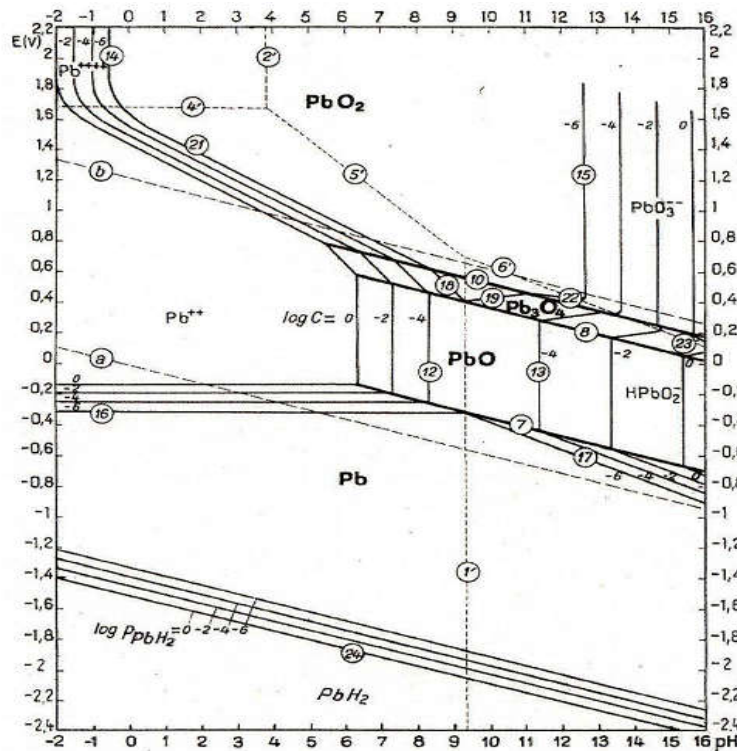
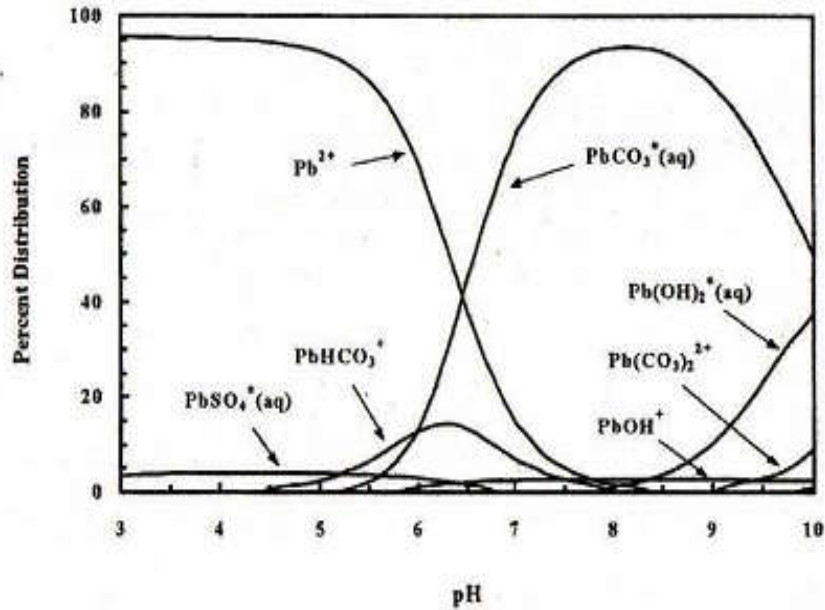


Figure 4 : Diagramme pH/Eh du système plomb-eau à 25°C (d'après BRGM, 2004)

### II.3.1.1. Complexes inorganiques

Le plomb peut former des espèces aqueuses hydroxylées:  $PbOH^+$  ;  $Pb(OH)_2(aq)$  et  $Pb(OH)_3^-$ . Il peut aussi former des complexes aqueux avec des ligands de type carbonates, chlorures, sulfates, nitrates et fluorures, même si  $PbNO_3^+$ ,  $PbCl^+$ ,  $PbCl_2$  et  $PbCl_3^-$  sont très peu stables en solution (Hem, 1985).



**Figure 5:** Distribution des espèces aqueuses du plomb en fonction du pH (d'après BRGM, 2004).

### II.3.1.2. Complexes organiques

Dans certains sols, la formation d'espèces méthylées d'origine microbienne a déjà été évoquée. Ces espèces sont beaucoup moins présentes que les complexes inorganiques, mais elles sont beaucoup plus toxiques. Il existe aussi des alkyls de plomb (qui étaient présents dans les essences) qui présentent une très forte toxicité, et qui s'accumulent dans des organismes marins. Déterminer la spéciation des métaux dans la solution implique d'extraire la solution du sol, grâce à des dispositifs expérimentaux comme des lysimètres, des bougies poreuses ou bien grâce à des centrifugations du sol. Cependant, ils introduisent des artéfacts dans la composition chimique de la solution extraite (Mikac *et al.*, 2001), ce qui peut altérer la spéciation du métal identifié.

## II.4. Le plomb dans le système sol/plante

Les activités agricoles et industrielles sont responsables d'une contamination croissante des sols et de l'eau par les ions métalliques. La plante est totalement tributaire de son environnement minéral. Le sol lui fournit donc la grande majorité de ses nutriments, mais elle est également directement exposée à des éléments potentiellement toxiques existant dans le sol. Or, la plante peut modifier le milieu dans lequel elle se développe et donc peut influencer la spéciation des métaux présents dans sa rhizosphère.

### II.4.1.1. Modification du pH

Les plantes pour maintenir leur neutralité, ils relâchant un excès de charges positives ( $H^+$ ) dans la rhizosphère quand ils prélèvent des cations, ce qui entraîne alors une acidification

du milieu. Dans le cas contraire, la plante relâche des ions hydroxyles ou bicarbonates et induisent une augmentation de pH

La nutrition azotée joue donc un rôle majeur dans le bilan de charges de la plante. Ainsi, les plantes prélèvent des cations d'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ) ou de l'azote neutre ( $\text{N}_2$ ) ont tendance à acidifier leur rhizosphère, alors que celles qui prélèvent l'anion nitrate ( $\text{NO}_3^-$ ) tendent à l'alcaliniser (Lasat, 2002). Par ailleurs, la respiration racinaire augmente la pression partielle de  $\text{CO}_2$  dans la rhizosphère contribuant une fois encore à son acidification par contre dans les sols calcaires, l'acide carbonique n'est pas dissocié et la contribution de la respiration racinaire à l'acidification de la rhizosphère est alors négligeable.

#### **II.4.1.2. Exsudation d'acides organiques dans la rhizosphère**

L'exsudat est un matériel gélatineux formé de polysaccharides, des aminoacides, des peptides et des acides organiques excrétés par les racines dans la rhizosphère. L'excrétion de ces acides peut être la conséquence d'une carence en élément essentiel ou bien un moyen défensif contre la toxicité d'un élément. Ils ont la capacité de complexer les métaux et également d'augmenter la mobilité du fer, du manganèse, du cuivre, du plomb et du zinc (Hinsinger *et al.*, 2005).

## **II.5. Généralités sur le chrome**

### **II.5.1. Principales caractéristiques de cet élément**

Le chrome est présent dans l'environnement principalement sous deux formes: le Cr(III) et le Cr(VI). La forme hexavalente est plus toxique que la forme trivalente et également davantage soluble dans l'eau. Le chrome trivalent est la forme la plus stable mais ayant des propriétés chimiques plus complexes que le chrome hexavalent (Fendorf, 1995). Ces deux formes du Cr ont une toxicité et des propriétés chimiques différentes. Le Cr(III) présent sous forme cationique est stable en conditions réductrices. Dans les conditions physico-chimiques des sols, le Cr trivalent est présent sous plusieurs formes:  $\text{Cr}_3^+$ ,  $\text{Cr}(\text{OH})_2^+$ ,  $\text{Cr}(\text{OH})_2^+$ ,  $\text{Cr}(\text{OH})_3$  et  $\text{Cr}(\text{OH})_4^+$ . Les Cr(IV) et Cr(V), quant à eux, sont des formes intermédiaires instables des réactions entre agents oxydants et réducteurs du Cr(III) et Cr(VI). Le Cr(II) est facilement oxydable en Cr(III). En effet, les espèces du Cr(II) ne sont stables qu'en absence d'oxydants (Kotás and Stasicka, 2000)

### **II.5.2. Origine du chrome dans l'environnement**

#### **II.5.2.1. Fond géochimique**

Le chrome peut être présent en forte quantité de manière naturelle suite à l'altération des massifs riches en éléments traces.

### **II.5.2.2. Source anthropique**

Le chrome a été découvert par Louis-Nicolas Vauquelin en 1797 à partir du "plomb rouge de Sibérie", chromate naturel de plomb appelé depuis crocoïte, ses premières utilisations apparurent avec l'élaboration de pigments vers l'année 1800 en France, Allemagne et Angleterre. Dans les vingt-cinq années qui suivirent, les composés du chrome furent employés dans des procédés de coloration du textile et le tannage des cuirs. L'utilisation comme réfractaire dans le revêtement des fours a été introduite à la fin du XIXe siècle, et son importance métallurgique fut reconnue autour de 1910- 1915. Depuis, la consommation n'a cessé de croître, les rejets de Cr(VI) sont associés aux activités industrielles de la production des aciers alors qu'une pollution en Cr(III) est reliée aux activités des tanneries (Thompson *et al.*, 2002).

Le secteur industriel marocain est composé de 6 070 unités dont 31 % sont des industries du textile et du cuir. Les industries du cuir consomment 120 t Cr/an (SCANDIACONSULT INTERNATIONAL, 1999).

## **II.6. le Chrome dans la matrice solide**

### **II.6.1. Associations avec les différents constituants du sol**

#### **II.6.1.1. Associations avec les oxydes et hydroxydes de Fe**

Les oxydes et oxyhydroxydes de Fe fournissent des sites hôtes privilégiés pour la séquestration du Cr libéré lors de l'altération des minéraux primaires (Oze *et al.*, 2004), deux processus sont envisagés pour expliquer la forte teneur en Cr des oxydes de Fe au sein des sols: les atomes de Cr(III) libérés forment premièrement des polymères hydroxydiques à la surface des oxydes de Fe et dans un deuxième temps jouent le rôle de nucleus pour la précipitation d'hydroxyde de Cr de surface. Ensuite Cr et Fe coprécipitent à partir d'une mixture de Fe et Cr oxy-hydroxydes. Le deuxième processus envisagé implique l'oxydation par des oxydes de Mn du Cr(III) libéré, puis l'adsorption du Cr(VI) à la surface des oxydes de Fe par formation de complexes de sphères internes (Charlet et Manceau, 1992).

#### **II.6.1.2. Associations avec les argiles**

Le Cr peut également être associé à des argiles secondaires au sein des sols. Dans les sols, le Cr(III) est peu mobile et peu disponible, étant donné sa faible solubilité et sa tendance à être retenu à la surface des solides (Parthasarathy *et al.*, 2003). La formation de différents oxy-hydroxydes de Fe, Mn et de Cr limite la solubilité du Cr(III). Le Cr(VI) est un oxy-anion fortement toxique, dans les sols, des effets létaux vis-à-vis des vers de terre ont été observés à des concentrations de Cr total de 6,2 mg kg<sup>-1</sup> (Bourelrier et Berthelin, 1998).

## II.6.2. Mobilité du chrome dans le sol

La disponibilité du Cr au sein des sols et sa mobilité sont donc fortement dépendantes de son état d'oxydation. Les réactions d'oxydoréduction ont donc une grande importance dans la dynamique du Cr.

### II.6.2.1. Les réactions d'oxydo-réduction

Les oxydes de manganèse ( $MnO_2$ ) sont les seules espèces assez puissantes pour oxyder le Cr(III) en Cr(VI) (Oze *et al.*, 2004). La réaction est dépendante du type d'oxydes de Mn, plus l'oxyde est riche en Mn(IV) plus l'oxydation semble efficace, et la capacité de sorption est fonction de la surface spécifique de la réaction est également dépendante du pH de la suspension. Elle est maximale à  $pH=5$  et diminue lorsque le pH augmente.

### II.6.2.2. Influence du pH

A pH acide la disponibilité en Fe(II) est plus importante, les chromates donc sont réduits par les phases porteuses de Fe(II) comme certaines argiles et la pyrite. La réduction par les hydroxydes de Fe(II) rend d'autant plus immobile le Cr au sein des sols que le Fe(III), produit de la réaction, précipite et peut incorporer de grandes quantités du Cr(III). La réduction par la matière organique est également plus rapide et plus importante à pH acide. Les ligands organiques stabilisant le Fe(III) augmentent la vitesse de réduction du Cr(III). Le carbone organique dissous, fournissant une source d'énergie pour les micro-organismes hétérotrophes, facilite la réduction du Cr(VI) dans les sols (Bolan *et al.*, 2003).

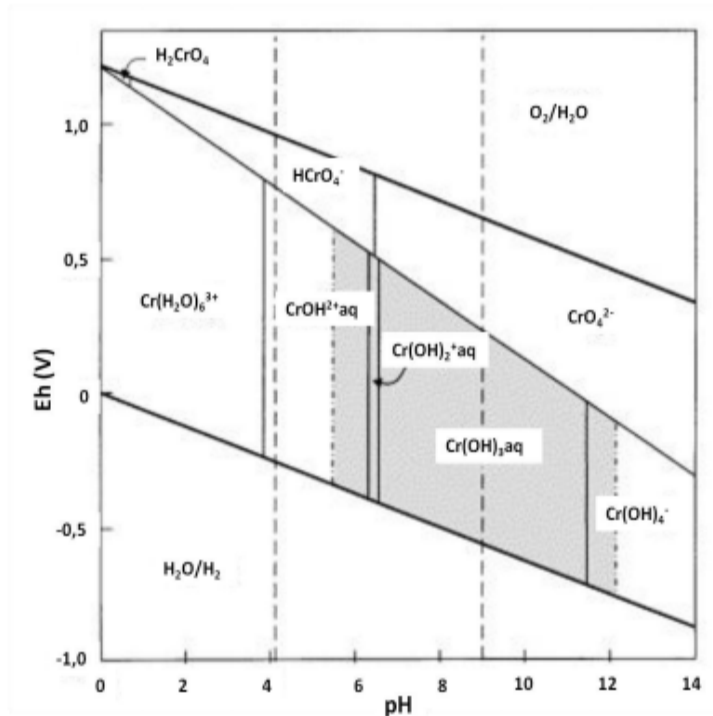
### II.6.2.3. Influence de la texture du sol

La texture des sols joue aussi un rôle important pour la réduction du Cr(VI). A l'échelle de l'agrégat, Tokunaga *et al.*, (2001) observent que la faible diffusion de l' $O_2$  combinée à la respiration microbienne peut engendrer une élévation de la concentration en Fe(II) aqueux et ainsi la réduction du Cr(VI). La texture joue ainsi un rôle important car celle-ci contrôle la diffusion d'oxygène.

## II.7. Le chrome dans la solution du sol

le Cr(III) est très réactif, et présente une spéciation dominée par des formes colloïdales ou particulaires ou encore par les espèces insolubles (Oze *et al.*, 2004). Contrairement au Cr(VI), qui forme des espèces chargées négativement, interagit peu avec la matière colloïdale et particulaire (portant aussi une charge nette négative) et est hautement mobile dans l'environnement. Des interconversions entre les deux formes sont possibles. Ainsi, en présence de matière organique, le Cr(VI) est réduit en Cr(III) alors que, en présence d'hydroxydes de Mn, le Cr(III) peut être oxydé en Cr(VI). Le Cr(III) forme de

nombreux complexes avec des composés organiques naturels différents, tels que des acides aminés, fulviques et humiques. Les complexes hydroxo de Cr(III) prédominent sa spéciation dans les eaux de surface. Dans les eaux naturelles, la complexation diminue généralement la précipitation du  $\text{Cr}(\text{OH})_3\text{aq}$  dans les conditions de pH correspondantes (Figure 6).



**Figure 6:** Diagramme de Pourbaix simplifié pour les espèces de Cr dominant dans les solutions aqueuses aérées en l'absence de tout agent complexant. Autre que  $\text{H}_2\text{O}$  et  $\text{OH}^-$ ; pour une raison de clarté, les molécules d' $\text{H}_2\text{O}$  ne sont pas représentées. Figure modifiée d'après Kotaš and Stasicka (2000).

## II.8. Le chrome dans le système sol/plante

Sous une forme adsorbée sur des hydroxydes métalliques, le chrome est peu disponible aux végétaux. La concentration en chrome des végétaux est donc principalement contrôlée par la concentration de chrome en solution dans le sol. Le chrome dans un sol neutre ou basique sera donc plus disponible vis à vis des plantes que dans un sol acide. La plupart des sols contiennent du chrome, mais sa disponibilité pour les plantes est très limitée.

## II.9. Le rôle physiologique du chrome

Le chrome (les dérivés trivalents) peut être considéré comme un des éléments essentiels à la vie, car il intervient dans le métabolisme des animaux (coagulation) et des végétaux (photosynthèse). Il joue le rôle de cofacteur de l'insuline, et sa carence dans l'alimentation est

suivie d'une diminution de la tolérance au glucose, ce qui peut être corrigé par un apport en  $\text{Cr}^{3+}$ .

## Partie III : Biodisponibilité toxicologique

La biodisponibilité peut être définie comme « l'aptitude d'un élément à être transféré d'un compartiment du sol vers un organisme vivant (végétal, bactérie, animal, homme) ». On parle de phytodisponibilité (Tremel-Schaub et Feix, 2005), lorsque l'organisme vivant est une plante, et selon Hinsinger *et al.*, (2005), la phytodisponibilité est la fraction d'un élément qui est susceptible d'être absorbée par les racines.

La phytodisponibilité des éléments traces est fortement corrélée à la concentration d'espèces ioniques dans la solution du sol. Elle est également largement dépendante des propriétés du sol, de l'espèce végétale considérée et de l'élément en question. Pour estimer la phytodisponibilité, un certains nombres de tests ont été normalisés pour mesurer les effets de polluants sur les plantes tels que le test de germination (AFNOR X31-201) ou de croissance (AFNOR X31-502), ces tests peuvent être envisagées pour des études ciblées, mais lorsqu'il s'agit de réaliser un grand nombre de mesures ces méthodes s'avèrent peu réalistes. Leur emploi est assez délicat dans la mesure où les tests sont longs à mettre en œuvre et sont difficilement utilisables en routine.

Lorsque les tests sur les plantes ne peuvent pas être mis en place, la phytodisponibilité des métaux peut être évaluée en utilisant différents extractants chimiques. Tout d'abord des agents chélatants, on peut également utiliser des solutions salines neutres qui extraient les métaux par échanges cationiques, mais également des solutions acides diluées (Li *et al.*, 2007).

### III.1. Phytodisponibilité du plomb

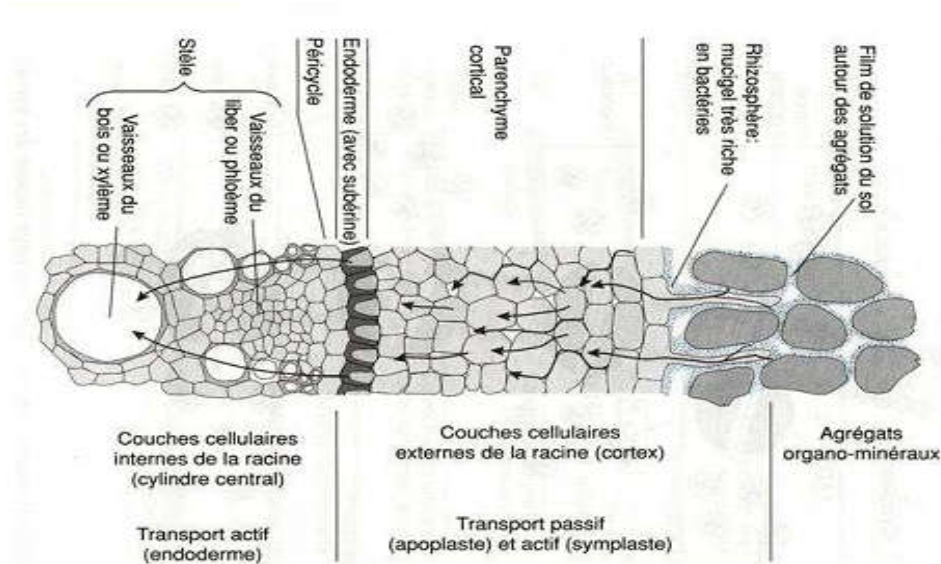
Le plomb peut être absorbé par les plantes à partir des racines mais également à partir des organes aériens, ou bien par l'intermédiaire des deux, mais Les quantités absorbées par les racines dépendent de la concentration et de la spéciation du métal dans la solution du sol, mais également de ses capacités de migration de la phase solide du sol vers la surface des racines (Hinsinger *et al.*, 2005), ensuite, la quantité de plomb présente dans les divers organes d'une plante dépend de l'assimilation du métal par les racines puis sa translocation vers les feuilles.

La phytodisponibilité du plomb peut être évaluée grâce à des solutions non tamponnées, comme le  $\text{CaCl}_2$  0,01M en raison de sa bonne corrélation avec les concentrations en Pb dans les plantes. De plus, cet extractant n'affecte pas les propriétés du sol, en particulier le pH lors de l'extraction (Li *et al.*, 2007), elle peut aussi être évaluée grâce à des extractions séquentielles, en utilisant des extractants de force ionique croissante, pour solubiliser

successivement les fractions de plus en plus liées au sol. Cependant, ces dernières restent largement critiquées, en particulier à cause de phénomènes de réadsorption des métaux qui auraient pu être libérés dans les étapes précédentes.

### III.1.1. Absorption racinaire du plomb

Le plomb  $Pb^{2+}$  présent dans la solution du sol se lie aux groupements carboxyle de l'acide uronique composant le mucilage autour des racines (Sharma et Dubey, 2005). Ce mucilage protège le système racinaire et aussi il a la capacité de restreindre le passage du plomb à l'intérieur des cellules racinaires. Une fois adsorbé à la surface des racines, la voie apoplastique peut immobiliser les charges négatives des parois cellulaires. Il aurait donc tendance à s'accumuler dans l'espace libre, étant fortement lié aux groupements carboxyliques des composés pectocellulosiques des parois (Figure 7).



**Figure 7** : Coupe transversale de la racine. Avec le passage des ions selon les voies symplastiques et apoplastiques. (Gobat et al, 1998).

### III.1.2. Translocation du plomb des racines vers les parties aériennes

La translocation correspond au transfert des éléments traces métalliques vers les parties aériennes après absorption par les racines. Elle varie en fonction de l'espèce végétale mais également du métal. La majorité du plomb absorbé par les plantes réside dans les racines, et seulement une faible proportion est transloquée vers les parties aériennes, ceci est pour la plupart des espèces (Sharma et Dubey, 2005).

## III.2. Phytodisponibilité du chrome

Le Cr et plus particulièrement le Cr(VI) est un élément très toxique aussi bien pour la faune que pour la flore. Cette toxicité a notamment été démontrée à différents degrés et étapes du stade de croissance et développement des plantes. Le Cr est toxique pour la majorité des plantes supérieures à partir de 100  $\mu\text{M}$  par kg de masse. Le Cr engendre une diminution de croissance et de développement des végétaux et modifie la capacité de germination des graines (Oze *et al.*, 2004).

### III.2.1. Absorption racinaire du chrome

Le développement racinaire s'avère plus profond dans le cas des sols dont la teneur en Cr est plus faible, suggérant une forte hytotoxicité du Cr. L'accumulation du Cr au sein des vacuoles des cellules racinaires pourrait expliquer son immobilisation dans les racines, et diminuer sa toxicité (Shanker *et al.*, 2005). Etant donnée cette forte immobilisation dans les racines. L'absorption du Cr(VI) par les racines se fait par transport actif, il implique le co-transport d'anions comme les sulfates, alors que l'absorption du Cr(III) est probablement un transport passif de Cr(III) associé à des composés organiques (Cappelletty *et al.*, 2007).

### III.2.2. Translocation du chrome des racines vers les parties aériennes

La translocation du Cr depuis la racine vers la feuille (Shanker *et al.*, 2005) notent que la quasi-totalité du Cr absorbé (>99%) reste dans les racines où il est rapidement réduit. La première interaction de Cr avec une plante se processus d'absorption. Le Cr est un élément toxique non essentiel pour les plantes; par conséquent, ils ne possèdent pas de mécanismes spécifiques l'absorption. Par conséquent, l'absorption de ce métal lourd se fait par supports utilisés pour l'absorption des métaux essentiels pour les plantes métabolisme. Les effets toxiques du Cr dépendent principalement sur la spéciation des métaux, qui détermine son absorption, translocation et accumulation (Figure 8).

La voie de Le transport du Cr (VI) est un mécanisme actif impliquant des transporteurs d'anions essentiels tels que le sulfate (Cervantes *et al.*, 2001). Fe, S et P sont également connus pour concurrencer Cr pour le transporteur la liaison (Wallace *et al.*, 1976). Le Cr (VI) et le Cr (III) doivent traverser l'endoderme par symplaste, le Cr (VI) dans les cellules est probablement facilement réduit à Cr (III) qui est retenu dans les cellules du cortex racinaire sous faible concentration de Cr (VI), ce qui explique en partie la baisse toxicité du Cr (III). Bien que les plantes vasculaires supérieures ne contiennent pas d'enzymes réduisant le Cr (VI), elles ont été largement signalée dans les bactéries et les champignons (Cervantes *et al.*, 2001).



avancée, dans ce cas le premier signe est l'inhibition de la division et de l'élongation cellulaire qui sont les phénomènes les plus souvent reportés pour expliquer les effets du plomb sur les racines (Kopittke *et al.*, 2007).

### III.3.2. Phytotoxicité du chrome

Le Cr est un élément non essentiel et toxique pour les plantes. Les composés du Cr sont très toxiques pour les plantes et sont nuisibles pour leur croissance et leur développement y compris les céréales, les légumineuses, les légumes, les fourrages et les arbres. Son effet toxique dépend de son degré d'oxydation, Cr(III) ou Cr(VI).

La toxicité de Cr(VI) est due à son pouvoir oxydant mais aussi à la formation de radicaux libres lors de sa réduction en Cr(III) dans les cellules (Shanker *et al.*, 2005). La toxicité de Cr(III), à forte concentration, est due essentiellement à sa capacité à se lier avec des composés organiques, ce qui conduit à une altération du métabolisme (inhibition de l'activité enzymatique). Cr(III) a également la capacité de générer des espèces possédant un oxygène actif, ce qui conduit alors à un stress oxydatif.

La phytotoxicité du chrome peut être à l'origine de dommages au niveau des racines, d'une diminution de la croissance, d'une chlorose, les symptômes de toxicité du Cr (III, VI) comprennent l'inhibition de la germination, de la croissance des racines, du développement et production de biomasse des plantules, de l'induction de la chlorose des feuilles, de la formation de nécroses en plus des altérations physiologiques et biochimiques (Singh *et al.*, 2013).

Dans le cas du Maroc dont Les industries du cuir consomment 120 t Cr/an, Les traitements des effluents issus des tanneries peuvent être acquis soit par moyen physico-chimique, soit par procédé biologique ou par combinaison des deux (Tûnay *et al.*, 1994). La plupart des processus biologiques reconnus ont été recommandés ou utilisés souvent après un prétraitement pour diminuer la charge en chrome. Des études ont développé des protocoles de traitement de ce type d'effluent par des lits à macrophytes (Tiglyene *et al.*, 2005).

En effet, une étude effectuée par Tiglyene *et al.* (2005) a montré qu'après passage de l'effluent de tannerie à travers des colonnes plantées de *Phragmites australis* en écoulement vertical (88 % du sable), une élimination de 99 % en Cr total et un abattement de 74 % en demande chimique en oxygène (DCO) totale sont obtenus. Les macrophytes jouent un rôle clé dans le fonctionnement des stations de traitement utilisant les plantes aquatiques (*Phragmites australis*, *Typha latifolia*, *Cyperus exaltatus*, etc.). Dans ces systèmes de traitement, plusieurs processus sont responsables de l'élimination des métaux. Ils incluent un ensemble de réactions physico-chimiques, biologiques et microbiologiques qui se déroulent dans les sites aérobies et anaérobies des zones humides (EGER, 1994). Ces éléments métalliques sont retenus dans ces systèmes par absorption par les plantes par les micro-organismes de la rhizosphère, par immobilisation au niveau du sol *via* des mécanismes tel que l'adsorption au

niveau des sites d'échanges, fixation à la matière organique, incorporation dans la structure du sol et précipitation sous formes de composés insolubles (EGER, 1994; WIEDER, 1990).

### III.4. Mécanisme de tolérance chez les végétaux

Dans un environnement contaminé seules les plantes qui ont développé des mécanismes de tolérance peuvent survivre. Le mécanisme le plus répandu est l'évitement du stress métallique par exclusion, qui se fait par fixation du métal sur la paroi cellulaire ou bien par sécrétion de chélates. Ceci a pour but de limiter au maximum le prélèvement par les racines, mais également de limiter un éventuel transport des racines vers les parties aériennes.

Le deuxième mécanisme consiste à détoxifier l'élément qui a pénétré. Selon [Xing, \(2006\)](#), La tolérance au stress métallique dépendra donc de l'efficacité des mécanismes internes qu'elles mettent en place. Ces mécanismes peuvent être :

- la séquestration des métaux grâce à des composés organiques spécialement synthétisés
- la compartimentation dans certains compartiments cellulaires (tels que les vacuoles)
- la détoxification grâce à des chélates.

Dans le cas du plomb qui est considéré comme un élément trace très toxique, la vacuole est en effet considérée comme le lieu principal de stockage de cette élément, ces vacuoles peuvent en effet contenir plus de 96% du métal. Ceci permet de diminuer considérablement la quantité de métal dans le cytoplasme, compartiment cellulaire à forte activité métabolique. Le plomb étant un élément non essentiel, il ne doit pas posséder de canaux spécifiques sur les membranes, et des études ont montré qu'il pourrait emprunter les canaux calciques ont montré que le blocage des canaux calciques entraînait également un blocage du prélèvement du plomb. [Pourrut et al, \(2011\)](#) montrent une inhibition du stress oxydatif provoqué par le plomb grâce à des applications simultanées de plomb et de calcium dans le milieu extracellulaire, suggérant une compétition entre ces deux types d'ions au niveau de l'entrée dans les cellules.

Globalement l'effet de toxicité du plomb sur le métabolisme cellulaire des plantes dépend de la concentration en  $Pb^{2+}$ . Cette concentration quand à elle, dépend à la fois de la concentration externe en métal et de l'efficacité des systèmes de protection de la plante. Quand les systèmes de protections sont dépassés les mécanismes du stress oxydatif sont déclenchés.

### III.5. Taux d'ingestion journalier

Le risque potentiel pour la santé provenant de la consommation des fruits de tomates et d'haricots contaminés par le plomb et le chrome est lié au dépassement du taux d'ingestion journalier,

Le chrome est un oligo-élément essentiel qui améliore la fonction de l'insuline et agit sur le métabolisme des glucides, des protéines et des graisses. Il a été suggéré que le chrome pourrait être utilisé comme allié de la perte de poids et pour améliorer le contrôle du taux de sucre dans le sang chez les personnes atteintes de diabète. En 2011, un règlement de l'UE a établi une valeur nutritionnelle de référence pour le chrome de 40 µg par jour, tandis que la dose journalière admissible a été fixée à 300 µg par kilogramme de poids corporel. En effet, selon les dernières estimations, l'apport en chrome chez les adultes en Europe se situe entre 57,3 – 83,8 µg par jour ([European Food Safety Authority \(EFSA\), \(2014\)](#)).

A fortes doses, le plomb peut conduire à des encéphalopathies, des neuropathies et au décès chez l'adulte et chez l'enfant. Il provoque également des effets digestifs : colique saturnine, douleurs abdominales...). Le plomb présente également des effets sur la pression artérielle, sur la fonction rénale chez l'adulte ainsi que sur la reproduction et le développement de l'enfant et sur le système nerveux central (diminution de points de quotient intellectuel, troubles de l'attention) chez l'enfant, même à des faibles doses. La plombémie ou taux de plomb dans le sang est l'indicateur de référence pour dépister une contamination. Une fois dans l'organisme, le plomb se stocke, notamment dans les os, d'où il peut être libéré dans le sang, des années ou même des dizaines d'années plus tard notamment lors d'une grossesse ou en cas d'ostéoporose. L'élimination du plomb dans l'organisme est lente après l'arrêt de l'exposition : sa demi-vie est de 15 à 20 ans. La dose journalière admissible a été fixée à 0,02 mg par jour chez l'adulte et 0,01 chez le nourrisson par kilogramme de poids corporel.

## Références bibliographiques

- Alloway B.J., 1995.** Heavy metals in soils, Blackie, New York, 368 p.
- Baize D., 1997.** Teneurs totales en éléments traces métalliques dans les sols (France). Références et stratégies d'interprétation. INRA Éditions, Paris, 410 p.
- Baize, D, 2002.** Les éléments traces métalliques dans les sols. INRA éditions.
- Baize D., Saby N., Deslais W., Bispo A., Feix I., 2006a.** Analyses totales et pseudo-totales d'éléments en traces dans les sols – Principaux résultats et enseignements d'une collecte nationale. Étude et gestion des sols, 3 : 181-200, <http://www.gissol.fr/programme/bdetm/bdetm.php>.
- Baize D. 2010.** Concentrations of trace elements in soils: The three keys. 19th World Congress of Soil Science, Soil Solutions for a Changing World. 1-6th August, Brisbane, Australia.
- Baloch, F. S. et al. 2014.** Variation of some seed mineral contents in open pollinated faba bean (*Vicia faba*L.) landraces from Turkey. *Turk J Agric Forest* 38, 591–602.
- Baron M. 2001.** Suppression de l'utilisation de la grenaille de plomb de chasse dans les zones humides exposant les oiseaux d'eau au saturnisme. Rapport MEDD, 20p.
- Bleackley M, Macgillivray R. 2011.** Transition metal homeostasis: from yeast to human disease, *Biometals* 24:785–809.
- Bolan, Nanthi & Adriano, Domy & Curtin, Denis. (2003).** Soil acidification and liming interactions with nutrient and heavy metal transformation and bioavailability. *Advances in Agronomy*. 78. 215-272. 10.1016/S0065-2113(02)78006-1.
- Bourrelier PH., Berthelin J., 1998.** Contamination des sols par les éléments en trace: les risques et leur gestion, Rapport N° 42 de l'Académie des Sciences, Lavoisier Editions, Paris, 440 p.
- Cappelletty D, Eiselstein-McKitrick K, 2007,** *Pharmacotherapy*.Mar;27(3):369-88.
- Capuana, M., Di Lonardo, S., Arnetoli, M. et al. (2011).** *Environ Sci Pollut Res* 18: 82. doi.10.1007/s11356-010-0354-7.
- Cervantes C, Garcia JC, Devars S, Corona FG, Tavera HL, Torres-guzman J Carlos, et al. 2001** Interactions of chromium with micro-organisms and plants. *FEMS Microbiol Rev* ;25:335 – 47.
- Charlet Laurent, Manceau Alain, 1992.** X-ray absorption spectroscopic study of the sorption of Cr(III) at the oxide-water interface: II. Adsorption, coprecipitation, and surface precipitation on hydrous ferric oxide, *Journal of Colloid and Interface Science* Volume 148, Issue 2, Pages 443-458.
- Chary, N.S., Kamala, C.T., Raj, D.S.S., 2008.** Assessing risk of heavy metals from consuming food grown on sewage irrigated soils and food chain transfer. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 69, 513–524.

- Degryse F, Smolders E, Parker DR (2009).** Partitioning of metals (Cd, Co, Cu, Ni, Pb, Zn) in soils: concepts, methodologies, prediction and applications – a review. *European Journal of Soil Science* 60: 590-612.
- Diyab C., 2005.** Influence des plantes (Pois et Tomate) et des amendements phosphates (solide ou soluble) sur la spéciation et la phytodisponibilité des métaux (Pb et Zn) dans un sol contaminé par les retombées atmosphériques d'une usine pyrométallurgique. Thèse de doctorat de l'Université Pierre et Marie Curie, Paris VI, 271p.
- Dumat, C., Quenea, K., Bermond, A., Toinen, S., Benedetti, M.F., 2006.** A study of the trace metal ion influence on the turn-over of soil organic matter in various cultivated contaminated soils. *Environmental Pollution*, 142: 521-529.
- Eid, E. M. & Shaltout, K. H. 2014.** Monthly variations of trace elements accumulation and distribution in above- and below-ground biomass of *Phragmites australis*(Cav.) Trin. ex Steudel in Lake Burullus (Egypt): a biomonitoring application. *Ecol Eng* 73, 17–25.
- Eid, E. M. & Shaltout, K. H. 2016.** Bioaccumulation and translocation of heavy metals by nine native plant species grown at a sewage sludge dump site. *Int J Phytoremediat* 18, 1075–1085.
- Eid, E. M., Alrumman, S. A., Galal, T. M. & El-Bebany, A. F. 2018.** Prediction models for evaluating the heavy metal uptake by spinach (*Spinacia oleracea*L.) from soil amended with sewage sludge. *Int J Phytoremediat* 20, 1418–1426.
- El-Kady, A.A., Abdel-Wahhab, M.A., 2018.** Occurrence of trace metals in foodstuffs and their health impact. *Trends Food Sci. Technol.* 75, 36–45.
- Evans LJ., 1989.** Chemistry of metal retention by soils. *Environmental Science and technology* 23: 1046-1056.
- Fendorf S.E., 1995.** Surface reactions of chromium in soils and waters, *Geoderma*67, 55-71.
- França. FC, Albuquerqu AM, Almeida. AC, Silveira. PB , . Filho. CA, Hazin. EV, Honorato, 2017.** *Brazil Food Chem.*, 215, pp. 171-176, doi: 10.1016/j.foodchem.2016.07.168.
- Gall, J.E., Boyd, R.S., Rajakaruna, N., 2015.** Transfer of heavy metals through terrestrial food webs: a review. *Environ. Monit. Assess.* 187, 201.
- Göl, Ş., Doğanlar, S. & Frary, A. 2017.** Relationship between geographical origin, seed size and genetic diversity in faba bean (*Vicia faba*L.) as revealed by SSR markers. *Mol Genet Genomics* 292, 991–999.
- Gonçalves JP, et al. (2009).** Integrated environment for biclustering analysis of time series gene expression data. *BMC Res Notes* 2:124.
- Gupta, S., Satpati, S., Nayek, S. & Garai, D. 2010.** Effect of wastewater irrigation on vegetables in relation to bioaccumulation of heavy metals and biochemical changes. *Environ Monit Assess* 165, 169–177.

- Hem JD., 1985.** Study and interpretation of the chemical characteristics of natural water. US Geological Survey Water Supply Paper 2254, US Geological Survey, Alexandria Virginia.
- Hinsinger P., Schneider A., Dufey J.E., 2005.** Le sol: ressource en nutriments et biodisponibilité. In « Sols et Environnement », Dunod (ed), Paris, 285-305.
- Hinsinger, Philippe & Plassard, Claude & Jaillard, B.. (2006).** Rhizosphere: A New Frontier for Soil Biogeochemistry. *Journal of Geochemical Exploration - J GEOCHEM EXPLOR.* 88. 210-213. 10.1016/j.gexplo.2005.08.041.
- Huang, Guoyong & Guo, Guangguang & Yao, Shiyuan & Zhang, Na & Hu, Hongqing. (2015).** Organic Acids, Amino Acids Compositions in the Root Exudates and Cu-accumulation in Castor (*Ricinus communis* L.) under Cu Stress. *International journal of phytoremediation.* 18. 10.1080/15226514.2015.1058333.
- Kabata-Pendias Alina, 2004.** Soil–plant transfer of trace elements—an environmental issue, *Geoderma*, Volume 122, Issues 2–4, Pages 143-149, doi.10.1016/j.geoderma.2004.01.004
- Kabata-Pendias, 2011.** A. Trace elements in soils and plants. CRC Press, Boca Raton (Fl).
- Karakoy T, Baloch FS, Demirbas A, Toklu Ö, Hatipoglu R. 2014.** Variation of some seed mineral contents in open pollinated faba bean (*Vicia faba* L.) landraces from Turkey, *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, *Turk J Agric* 38: 591-602. doi:10.3906/tar-1311-31.
- Khalid, Sana, Shahid, Muhammad, Niazi, Nabeel Khan, Murtaza, Behzad, Bibi, Irshad, Dumat, Camille, 2017.** A comparison of technologies for remediation of heavy metal contaminated soils. *J. Geochem. Explor.* 182 (B), 247–268.
- Kopittke PM., Colin JA., Kopittke RA., Menzies NW., 2007.** Toxic effects of Pb<sup>2+</sup> on growth of cowpea (*Vigna unguiculata*). *Environmental Pollution*, in press.
- Kotaś J, Stasicka Z, 2000.** Chromium occurrence in the environment and methods of its speciation, *Environmental Pollution* Volume 107, Issue 3, Pages 263-283, doi.10.1016/S0269-7491(99)00168-2.
- Li, Y. et al. 2014.** Heavy metal pollution in vegetables grown in the vicinity of a multi-metal mining area in Gejiu, China: total concentrations, speciation analysis, and health risk. *Environ Sci Pollut Res* 21, 12569–12582.
- Lasat MM., 2002.** Phytoextraction of toxic metals: a review of biological mechanisms. *Journal of Environmental Quality* 39: 109-120.
- Li Y, et al. (2007).** An enzyme-coupled assay for amidotransferase activity of glucosamine-6 phosphate synthase. *Anal Biochem* 370(2):142-6.
- Li LY., Li RS., 2000.** The role of clay minerals and the effects of H<sup>+</sup> ions on removal of Heavy metals (Pb<sup>2+</sup>) from contaminated soils. *Canadian Journal of Geotechnology* 37 (2): 296-307.
- Lopes, C., Herva, M., Franco-Uría, A. & Roca, E. 2012.** Multicorrelation models and uptake factors to estimate extractable metal concentrations from soil and metal in plants in pasturelands fertilized with manure. *Environ Pollut* 166, 17–22.

- Marschner, P., 2012.** Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants, 3rd ed. Academic, London.
- Migeon, A., Richaud, P., Guinet, F., Blaudez, D., Chalot, M., 2012.** Hydroponic Screening of Poplar for Trace Element Tolerance and Accumulation. *Int. J. Phytoremediation* 14, 350– 361. doi:10.1080/15226514.2011.620651.
- Mikac N., Branica M., Harrison RM., 2001.** Total and organic lead distribution in water, sediments and organisms from the Eastern Adriatic Coast. *Chemical Speciation and Bioavailability* 13 (4): 121-128.
- Muchuwati, M. et al. 2006.** Heavy metal content of vegetables irrigated with mixtures of wastewater and sewage sludge in Zimbabwe: implications for human health. *Agr Ecosys Environ* 112, 41–48.
- Nriagu JO., 1978.** The biogeochemistry of lead in the environment. Ed JO Nriagu, Elsevier Biomedical Press, Amsterdam.
- Oze C, Fendorf S, Bird DK and Coleman RG, 2004.** In serpentinized ultramafic rocks and serpentine soils from the Franciscan complex of California, vol. 304 no. 1 67-10, doi: 10.2475/ajs.304.1.67AJS.
- Parthasarathy, R.; Gowri, A. M. ; Gajendran, K. ; Hariharan, P., 2003.** Azolla as a feed source for desi pigs. *Cheiron*, 32 (3/4): 76-78
- 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. *Environ Exp Bot*; 52: 199-223.
- Pelfrêne A, Waterlot C, Douay F. 2013.** Influence of land use on human bioaccessibility of metals in smelter-impacted soils. *Environ Pollut.* 2013 Jul;178:80-8. doi: 10.1016/j.envpol.2013.03.008.
- Pourrut, Bertrand & Shahid, Muhammad & Dumat, Camille & Winterton, Peter & Pinelli, Eric. (2011).** Lead Uptake, Toxicity, and Detoxification in Plants. *Reviews of environmental contamination and toxicology.* 213. 113-36. 10.1007/978-1-4419-9860-6\_4.
- Rai, P.K., 2018a.** *Phytoremediation of Emerging Contaminants in Wetlands.* CRC Press, Taylor & Francis, Boca Raton, Florida, USA, pp. 248.
- Rai Prabhat Kumar , Sang Soo Lee, Ming Zhang , Yiu Fai Tsang , Ki-Hyun Kim, (2019).** Heavy metals in food crops: Health risks, fate, mechanisms, and management, *Environment International* 125 365–385.
- Sayer JA., Cotter-Howells JD., Watson C., Hilier S., Gadd GM., 1999.** Lead mineral transformation by fungi. *Current Biology* 9: 691-694
- Sharma, P. and Dubey, R.S. (2005)** Lead Toxicity in Plants. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 17, 1-19. <http://dx.doi.org/10.1590/s1677-04202005000100004>
- Shanker A.K., Cervantes C., Loza-Tavera H., Avudainayagam S., 2005.** Chromium toxicity in plants, *Environment International* 31, 739-753.

**Sheoran V, Sheoran AS, Poonia P, 2016.** Factors Affecting Phytoextraction: A Review, *Pedosphere*, Volume 26, Issue 2, Pages 148-166, [https://doi.org/10.1016/S1002-0160\(15\)60032-7](https://doi.org/10.1016/S1002-0160(15)60032-7).

**Sposito G., 1989.** The chemistry of soils. Oxford University Press, New York.

**Shu WS., Ye ZH., Lan CY., Zhang ZQ., Wong MH., 2001.** Acidification of lead/zinc mine tailing and its effects on heavy metal mobility. *Environment International* 26 (5-6): 389-394.

**Singh, Harminder & Mahajan, Priyanka & Kaur, Shalinder & Batish, Daizy & Kohli, Ravinder. (2013).** Chromium Toxicity and Tolerance in Plants. *Environmental Chemistry Letters*. 11. 10.1007/s10311-013-0407-5.

**Singh, U. K. & Kumar, B. 2017.** Pathways of heavy metals contamination and associated human health risk in Ajay River basin, India. *Chemosphere* 174, 183–199.

**Soubrand-Colin M., Neel C., Bril H., Grosbois C., Caner L., 2007.** Geochemical behaviour of Ni, Cr, Cu, Zn and Pb in an Andosol–Cambisol climosequence on basaltic rocks in the French Massif Central. *Geoderma*, 137, 340–351.

**Sposito G., 1989.** The chemistry of soils. Oxford University Press, ISBN 0 19 504615 3.

**Sterckeman T., Douay F., Baize D., Fourrier H., Proix N., Schwartz C., Carignan J., 2006.** Trace element distributions in soils developed in loess deposits from northern France. *European Journal of Soil Science*, 57, 392-410.

**Sterckeman T., Douay F., Proix N., Fourrier H., 2000.** Vertical distribution of Cd, Pb, and Zn in soils near smelters in the North of France. *Environmental Pollution* 107: 377-389.

**Thompson, S.L., Manning, F.C.R., McColl, S.M., 2002.** Comparison of the Toxicity of Chromium III and Chromium VI to Cyanobacteria. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 69, 286–293. doi:10.1007/s00128-002-0059-9

**Tiglyene S., Mandi L and Jaouad A (2005).** Enlèvement du chrome par infiltration verticale sur lits de *Phragmites australis* (Cav.) Steudel., *Rev. Sci. Eau.*, 18, 117-198.

**Tokunaga K., Ohashi J., Bannai M., Juji T., 2001.** Genetic link between Asians and native Americans: evidence from HLA genes and haplotypes. *Hum. Immunol.* 62: 1001–1008.

**Toth, G., Hermann, T., Da Silva, M.R., Montanarella, L., 2016.** Heavy metals in agricultural soils of the European Union with implications for food safety. *Environ. Int.* 88, 299–330.

**Tremel-Schaub, A. and et Feix, I. (2005)** Contamination des sols-Transferts des sols vers les plantes. Agence de l'Environnement et de la Maîtrise de l'Énergie, 413 p.

**Tûnay O, Orhon D and Kabdasli I (1994).** Pretreatment requirements for leather tanning industry wastewaters. *Wat. Sci. Tech.*, 29, 121-128.

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

**Wallace A, Soufi SM, Cha JW, Romney EM.1976.** Some effects of chromium toxicity on bush bean plants grown in soil. *Plant Soil*;44: 471 – 3.

**Violante, A. 2013.** Elucidating mechanisms of competitive sorption at the mineral/water interface. In: *Advances in Agronomy*, ed. D.L. Sparks, Vol. 118, 111–176. Amsterdam, The Netherlands: Elsevier.

**Xing, Baoshan. (2006).** Phytoextraction: A Review on Enhanced Metal Availability and Plant Accumulation. *Scientia Agricola - SCI AGRIC.* 63. 10.1590/S0103-90162006000300014.

**Yang, Y., Zhang, F. S., Li, H. F. & Jiang, R. F. 2009.** Accumulation of cadmium in the edible parts of six vegetable species grown in Cdcontaminated soils. *J Environ Manage* 90, 1117–1122.

## **CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES**

# Partie I : Matériel végétal et dispositifs expérimentaux

## I.1. Mode de culture utilisé

Pour cette expérience nous avons opté pour une culture sous serre, afin de favoriser aux plantes des conditions de développement idéales. Au printemps, la serre offre aux jeunes semis une protection contre un climat froid, contre le vent et les intempéries. La serre nous permet aussi d'avoir des floraisons presque toute l'année et cultiver des plantes délicates. On y trouve donc des conditions favorables et surtout stables pour le développement des plantes. En été, la serre nous offre la possibilité de contrôler les grands écarts de la température à l'aide d'une ventilation et un refroidissement adéquat.



**Figure 9:** Photo de la serre

La serre que nous avons conçu est démontable d'une dimension de :

- Longueur = 2m
- Largeur = 1,5m
- Hauteur = 2m

Est construite avec 11 tubes carrés de 20 cm en acier :

- 4 tubes pour la base de la serre
- 4 tubes pour les cotés
- 3 tubes pour le toit ; 2 perpendiculaire et le troisième tube relie entre eux pour former un toit triangulaire.

La construction de la base et les murs se fait au même moment, en connectant des tubes ensemble.

- Nous avons commencé par la connexion des tubes verticaux à 60 cm d'intervalle aux tubes horizontaux en utilisant des joints de tubes en T.
- Ensuite nous avons connecté les tubes des murs avec les tubes du toit. Il est important que le toit ne soit pas plat, cela diminuerait la quantité de lumière que la serre recevrait et cela provoquerait une accumulation d'eau de pluie sur le dessus de la structure.
- Finalement nous avons recouvert la structure par le plastique conçu pour la serre. Nous avons enveloppé la structure en entier et puis pour la sécuriser, nous avons installés des la bande adhésive qui unis les tubes au plastique, afin de protéger les plantes contre l'effet du vent, (Figure 9).

## I.2. Choix des espèces végétales

Les Haricots verts et la Tomate cerise, sont les deux variétés choisies pour ce test. Les haricots et les tomates sont cultivés essentiellement pour leurs graines qui constituent une importante source de protéines végétales dans l'alimentation humaine (même pour le végétarien). Par ailleurs, leurs tiges sont utilisées comme fourrage en alimentation animale, alors que les feuilles et les tiges, lorsqu'elles sont enfouies dans le sol, contribuent énormément à l'enrichissement du sol en azote.

### I.2.1. Tomate cerise

La tomate, *Lycopersicon esculentum*, est le fruit d'une plante originaire des Andes, du Mexique et d'Amérique centrale (Figure 10). Elle appartient à la famille des Solanaceae, qui sont des dicotylédones. Comme les plantes de cette famille, les parois cellulaires principales de la tomate sont constituées d'approximativement 30% de pectine (Carpita et Gibeaut, 1993) et possèdent une forte capacité de sorption. C'est une espèce sensible aux contaminations métalliques (Chatterjee et Chatterjee, 2003) et elle est connue pour employer des mécanismes de détoxification dans les feuilles (Lichtenberger et Neumann, 1997). Le plomb, le cuivre et le zinc seraient chelatéés dans la plante par des acides organiques de faible poids moléculaire comme la cystéine, un acide aminé soufré, grâce à des liaisons S-H (Léopold *et al.*, 1999).



Figure 10 : Plants et fruits de la tomate cerise: *Lycopersicon esculentum*

## I.2.2. Haricots vert

Les haricots verts *Phaseolus vulgaris L.* Sont des légumes riches en protéines même lorsqu'ils sont cuits (6% 11%), en plus des fibres, des vitamines et des minéraux, et sont donc une source d'énergie importante pour les populations à faible revenu (IBGE, 2006) (Figure 11). La production mondiale de 23,2 millions d'hectares est d'environ. 16,8 tonnes (FAO, 2007). Le Brésil, ainsi que l'Inde, la Chine, le Myanmar et le Mexique sont responsables de 65% de la production mondiale, dont les principaux importateurs sont les États-Unis d'Amérique, l'Inde, Cuba, le Japon et le Royaume-Uni; parmi eux, seuls les États-Unis présentent une tendance à l'importation accrue (FAO, 2007).



Figure 11 : Plants et fruits des haricots verts : *Phaseolus vulgaris L.*

## I.3. Dispositif de culture employé

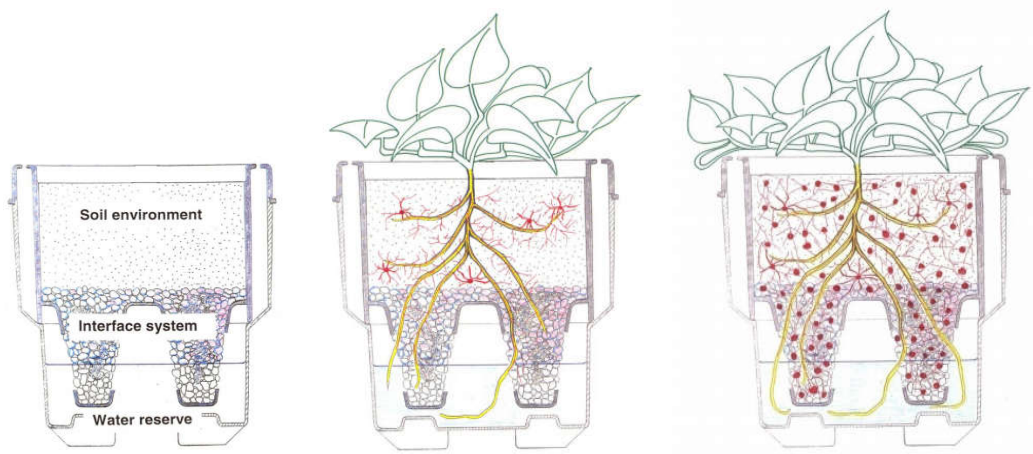
Le système BIOTOP est né d'une recherche scientifique en agriculture, c'est le fruit de 15 années de recherche et développement en collaboration avec Agriculture et Agroalimentaire Canada (AAC). Il a été conçu initialement pour les besoins de la recherche scientifique dans le domaine du bio-agroalimentaire, Plus tard, il fut proposé que cette technologie de culture puisse être utilisée pour la création de toits-jardins.



Figure 12 : Rendement des plantes dans un système biotop

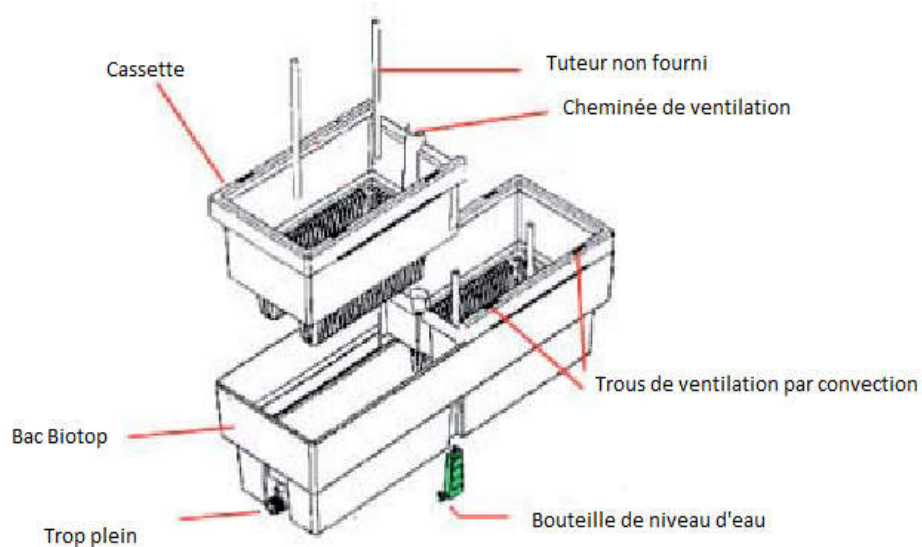
Ce système représente un milieu de culture dynamique, vivant et bioactif, cette technique différente de l'hydroponie met en valeur l'action des micro-organismes présents dans le compost afin d'augmenter le transfert des éléments minéraux vers les racines de la plante

(Figure 12). Cette couche de compost repose sur un substrat inerte, l'ensemble est irrigué d'un courant de solution qui apporte les sels minéraux et nutriments essentiels à la plante. Ce système de culture permet le développement d'un tapis racinaire plan et dense à la surface de la solution nutritive sans être accompagné d'étouffement ou de spiralisation et favorise une partie aérienne pleinement fonctionnelle grâce à l'énergie de photosynthèse qui a été investie.



**Figure 13:** Interaction entre les microorganismes contenus dans le compost et les racines de la plante

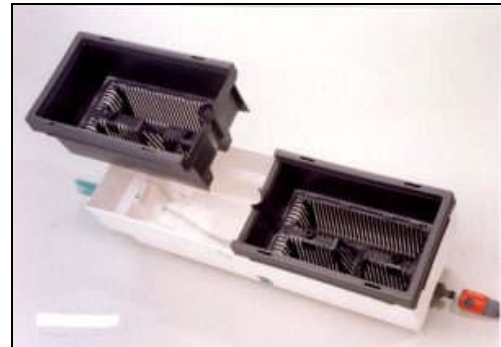
L'unité BIOTOP possède un réservoir d'eau en polypropylène de grade alimentaire, qui est complètement recyclable d'une durée de vie de 25 ans, il a une capacité de 10 litres, de 72 cm de longueur par 23 cm de profondeur par 25 cm de hauteur. Il est muni d'un indicateur de niveau qui permet de visualiser le niveau de l'eau, ainsi qu'une tubulure de trop-plein afin d'évacuer l'excès d'eau. Ce réservoir est constitué de deux paniers de culture (Figure 14).



**Figure 14:** Schéma du dispositif BIOTOP

Chaque réservoir est munie de deux paniers appelés aussi cassettes qui sont fabriquées en polypropylène homopolymère de qualité alimentaire et 100% recyclables. Elles sont conçues pour être interchangeables d'un bac à un autre, ces cassettes sont percées de nombreuses fentes, afin de faciliter l'aération et le drainage du contenu du panier, la partie fortement grillagée du panier de culture doit contenir un substrat granulaire de conception particulière au système. Quant à la partie supérieure elle peut contenir du compost. L'insertion du panier dans le réservoir permet l'assemblage d'un contenant possédant une paroi double. Qui permet une double protection contre les effets du soleil notamment sur le compost et sur les racines de la plante. En outre, il est facile de visualiser le niveau d'eau par le biais d'un indicateur de niveau. Nous recommandons de conserver une réserve d'eau à la moitié du réservoir. Une tubulure de trop-plein permet de diriger l'excédent d'eau vers un baril de pluie, pour une gestion efficace des effluents pluviaux. Le bac BIOTOP est fabriqué au Canada, en polypropylène de grade alimentaire, et complètement recyclable.

- Réservoir en polypropylène
- Capacité de 10 litres
- L= 72 cm
- H= 25 cm
- Profondeur= 23 cm
- Cassettes en polypropylène 100% recyclable
- Interchangeables d'un bac à l'autre
- Percées par de nombreuses fentes
- Partie inférieure pour le substrat
- Partie supérieure pour le compost



Lorsque nous travaillons avec un grand nombre de bacs, le partage d'une réserve d'eau commune s'avère nécessaire, afin d'assurer une autonomie au système BIOTOP. De ce fait les bacs sont installés en réseau à l'aide des tuyaux de drainage, avec installation des gros bouchons pour les extrémités de rangées qui sont connectés en série. Dans notre cas, puisque nous avons un nombre limité de bacs, (huit bacs) nous avons optés pour un montage individuel, c'est-à-dire que les bouchons qui existent sur les côtés de chaque bac doivent être fermés afin de retenir l'eau.

#### **I.4. Substrat**

Le substrat utilisé, est une substance inerte chimiquement (qui est incapable de réagir avec d'autres substances). Il doit protéger les racines et leur permettre de respirer. Mais le substrat véhicule aussi la solution nutritive jusqu'aux racines des plantes. Dans cette expérience, un granulat de liège a été employé, vu sa disponibilité au Maroc, les particules ont une granulométrie fine de 2 à 4 mm, conçus à partir de l'effritement de la plaque de liège, il s'agit

d'un matériau léger et inerte. Ce matériau se mouille d'une manière très facile, il aspire l'eau du bac vers la phase compost située au-dessus, par le principe de la remontée capillaire.



**Figure 15 :** Granulat de liège

## I.5. Sol de culture

Le terreau est un substrat de culture aéré qui assure un bon développement des racines, une stimulation au démarrage ou à la reprise de la végétation, grâce aux éléments organiques y présents et finalement une optimisation de l'eau d'arrosage et des apports nutritifs. Le substrat de culture utilisé dans cette étude, est constitué de la tourbe et des végétaux correctement compostés dont les caractéristiques sont les suivantes :

**Tableau 2:** Propriétés physicochimiques du sol de culture

Paramètre	Valeur
pH (H <sub>2</sub> O)	6,4
% Matière organique	80
CEC (meq/100 g)	34,67
Sable (%)	–
Limon (%)	–
Argile (%)	–
Calibration	0-20mm
% teneur en eau	54
Conductivité	45 (ms/m)
N	250 g/m <sup>3</sup>
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	120 g/m <sup>3</sup>
K <sub>2</sub> O	80g/m <sup>3</sup>
Classe textural	Terreau organique

## I.6. Paillis de surface

Le paillis de surface sert à maintenir la terre humide en surface, pour cela nous avons utilisé le même substrat de fond c'est-à-dire le granulat de liège, car il garde le terreau frais et légèrement humide.

## I.7. Solution nutritive

Parmi les facteurs qui affectent les systèmes de production hydroponiques, c'est la solution nutritive qui est considéré d'être l'un des plus importants facteurs déterminants le rendement et la qualité des cultures. Une solution nutritive pour les systèmes de culture hydroponique est une solution aqueuse contenant principalement des ions de composés inorganiques et des sels solubles, qui sont des éléments essentiels pour les plantes supérieures.

Il y a 17 éléments minéraux qui sont essentiels pour l'achèvement du cycle de vie de la plante, qui sont :

Des macro-éléments qui sont nécessaires en grandes quantités : l'azote, le potassium, le phosphore, le calcium, le magnésium, et le soufre. Des micro-nutriments sont nécessaires à très faible concentration: le fer, le manganèse, le zinc, le cuivre, le molybdène, le bore, le chlore. Tous ces nutriments doivent être fournis dans la solution hydroponique, dans les bonnes concentrations, et dans des proportions adéquates.

A l'exception du carbone (C) et oxygène (O), qui sont alimentés à partir de l'atmosphère, les éléments essentiels sont obtenus à partir du milieu de croissance. Autre des éléments tels que le sodium, le silicium, le vanadium, le sélénium, le cobalt, l'aluminium et l'iode parmi d'autres, sont considérées comme bénéfiques, car certains d'entre eux peuvent stimuler la croissance, ou peuvent compenser les effets toxiques des autres éléments, ou peut remplacer les éléments nutritifs essentiels qui ont un rôle moins important (Trejo-Téllez *et al.*, 2012).

### I.7.1. Composition de la solution nutritive utilisé

Le système BIOTOP, à une formule spécifique d'engrais tout usage à base d'algue marine, mais tant que la formule fertilisante que nous avons choisie contient tout les éléments nécessaire pour la plante, à partir de la croissance jusqu'à l'obtention des fruits, et respecte aussi les doses recommandées, nous avons opté pour un autre fertilisant liquide universel pour toute plante, qui s'appelle ALGOFLASH dont la composition est :

- 6% d'azote (N) total dont : 2,1% d'azote (N) nitrique ; 1,4% d'azote ammoniacal ; 2,5% d'azote (N) uréique.
- 6% d'anhydride phosphorique ( $P_2O_5$ ) soluble dans l'eau.
- 6% d'oxyde de potassium ( $K_2O$ ) soluble dans l'eau.
- Oligoéléments solubles dans l'eau : 0,01% Bore (B) ; 0,002% Cuivre (Cu) chélaté par EDTA ; 0,05% Fer (Fe) chélaté par EDTA ; 0,02% Manganèse (Mn) chélaté par EDTA ; 0,001% Molybdène (Mo) ; 0,0125% de Zinc (Zn) chélaté par EDTA.

Ce fertilisant doit être utilisé une fois par semaine en rajoutant 12 ml dans 3 litres d'eau comme indiqué dans le mode d'emploi.

## I.7.2. pH de la solution nutritive

Dans la solution nutritive,  $\text{NH}_3$  seulement forme un complexe avec les ions  $\text{H}^+$ . Pour un intervalle de pH compris entre 2 et 7, le  $\text{NH}_3$  est entièrement présent sous la forme  $\text{NH}_4^+$ . L'augmentation du pH au-dessus de la concentration de 7  $\text{NH}_4^+$  diminue, tandis que la concentration de  $\text{NH}_3$  augmente (Rijck et Schrevens, 1999).

Le phosphore est un élément qui se produit dans des formes qui sont fortement dépendants de l'environnement du pH. Dans la zone racinaire, le phosphore peut être trouvé comme sous trois formes le  $\text{PO}_4^{3-}$ , le  $\text{HPO}_4^{2-}$ , et le  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ , les deux derniers ions sont les principales formes de P prises par les plantes. Sur des substrats inertes, la plus grande quantité de P disponible dans une solution nutritive est présentée lorsque le pH est légèrement acide (pH 5). Dans les solutions alcalines et fortement acides, la concentration de P diminue d'une manière significative (Dyśko *et al.*, 2008). A savoir, avec un pH de 5, le phosphore à 100% est présent sous forme de  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ , cette forme se transforme en  $\text{HPO}_4^{2-}$  à pH 7,3, pour atteindre 100% à pH 10. La gamme de pH que domine le  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  est comprise entre 5 et 6 (Rijck et Schrevens, 1997). Généralement, la carence en phosphore devient importante pendant la période de froid lorsque la température baisse et l'absorption de cet élément devient faible.

Le potassium est presque entièrement présent en tant que ion libre dans une solution nutritive avec des valeurs de pH comprise entre 2 et 9; seules des petites quantités de  $\text{K}^+$  peuvent former un complexe soluble avec  $\text{SO}_4^{2-}$  ou peuvent être liés à CL (Rijck et Schrevens, 1998a). Comme le potassium, le calcium et le magnésium sont disponibles pour les plantes dans une large gamme de pH, mais la présence d'autres ions interfèrent dans leur disponibilité en raison de la formation de composés avec une qualité différente de solubilité.

Puisque l'eau contient naturellement  $\text{HCO}_3^-$ , cet anion se transforme en  $\text{CO}_3^{2-}$ , lorsque le pH est supérieur à 8,3 ou à  $\text{H}_2\text{CO}_3$  quand il est inférieur à 3,5 ; le  $\text{H}_2\text{CO}_3$  est en équilibre chimique avec le dioxyde de carbone dans l'atmosphère. Ainsi, à un pH supérieur à 8,3, les ions  $\text{Ca}^{2+}$  et  $\text{Mg}^{2+}$  précipitent facilement sous forme de carbonates (Ayers et Westcot, 1987). En outre, comme mentionné ci-dessus, lorsque le pH de la solution de nutriments augmente, le  $\text{HPO}_4^{2-}$  ionique prédomine, qui précipite avec des ions  $\text{Ca}^{2+}$  lorsque le produit de la concentration de ces ions est supérieure à 2,2, exprimée en  $\text{mol m}^{-3}$  (Steiner, 1984). Les Sulfates forment relativement de forts complexes avec  $\text{Ca}^{2+}$  et  $\text{Mg}^{2+}$  (Rijck et Schrevens, 1998b).

Puisque le pH augmente de 2 à 9, la quantité de  $\text{SO}_4^{2-}$ , forme des complexes solubles avec  $\text{Mg}^{2+}$ , sous forme  $\text{MgSO}_4$  et  $\text{K}^+$ , sous forme  $\text{KSO}_4^-$  augmente aussi (Rijck et Schrevens, 1998). Le fer, le cuivre, le zinc, le bore et le manganèse, ne sont plus disponibles à un pH supérieur à 6,5 (Timmons *et al.*, 2002; Tyson, 2008). Le bore est principalement assimilé par les plantes que l'acide borique, ce dernier ne se dissocie que lorsque le pH est proche de 7, au-delà de cette valeur, l'acide borique accepte les ions hydroxyde pour former des espèces anioniques. Par conséquent, la disponibilité des éléments nutritifs assimilables par les plantes

à pH supérieur à 7 peut être limitée en raison de précipitation de  $\text{Fe}^{2+}$ ,  $\text{Mn}^{2+}$ ,  $\text{PO}_3^{4-}$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  et  $\text{Mg}^{2+}$  à des sels insolubles et indisponible (Resh, 2004).

De ce fait un contrôle de pH doit être fait par l'injection d'une solution acide ou basique afin de régler le pH, qui est généralement variable entre un pH idéal = 6 et un pH réel  $\geq 5,8$ .

### I.7.3. Conductivité électrique de la solution nutritive

La solution nutritive exerce une force appelée pression osmotique (PO), qui dépend de la quantité de solutés dissous (Landowne, 2006). D'une manière indirecte l'estimation de la pression osmotique d'une solution nutritive, se fait à partir de la conductivité électrique, en utilisant les relations empiriques suivantes (Sandoval, 2007):

$$\begin{aligned} \text{PO (atm)} &= 0,36 \times \text{CE (dS/m à } 25^\circ \text{ C)} \\ \text{PO (bar)} &= 0,36 \times \text{CE (dS/m à } 25^\circ \text{ C)} \\ \text{PO (MPa)} &= \text{PO (barres)} \times 0,1 \end{aligned}$$

La conductivité électrique idéale est spécifique pour chaque culture et en fonction des conditions environnementales (Sonneveld et Voogt, 2009), pour les systèmes hydroponiques les valeurs de la conductivité électrique vont de 1,5 à 2,5 dS/m. CE supérieur empêche l'absorption des nutriments en augmentant la pression osmotique, alors que la CE inférieure peut gravement nuire à la santé des plantes et au rendement (Samarakoon *et al.*, 2006). Dans les systèmes de culture hydroponique fermée, avec une solution de recyclage, les nutriments qui ne sont pas absorbés par les plantes (comme le sodium, le chlorure, le fluorure etc) ou des ions libérés par la plante, s'accumulent dans la solution hydroponique.

Un contrôle quotidien permet de garder une conductivité électrique adéquate pour un bon développement de la plante, ce contrôle permet aussi de préciser le moment où nous devons remplacer la solution nutritive ou la diluer avec de l'eau d'une bonne qualité. La mesure est réalisée à l'aide d'un conductivimètre et la lecture est directe selon l'échelle de lecture sélectionnée. L'appareil est étalonné par rapport à une solution de KCl à 56mg/l dont la conductibilité est de 100  $\mu\text{S/cm}$  à  $25^\circ\text{C}$ .

### I.7.4. Température de la solution nutritive

La température de la solution nutritive influe sur l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs essentielles pour la plante.

Lors d'une expérience de semis d'épinards, trois températures de l'eau d'irrigation (24, 26 et  $28^\circ\text{C}$ ) ont été évalués pendant 8 semaines. La longueur des feuilles, le nombre de feuilles et un poids total de biomasse fraîche et sèche par plante étaient plus élevés dans les plantes cultivées à des températures élevées, avec une croissance optimale étant enregistrée à  $28^\circ\text{C}$  (Nxawe *et al.*, 2009). Dans plants de tomates ont été étudiés, la température élevée ( $35^\circ\text{C}$ ) de la solution, à court terme elle a produit une diminution de la viscosité de l'eau, et le transport

de la membrane a été affectée, à long terme , la solubilité de l'oxygène a été réduite , tandis que l'oxydation enzymatique de composés phénoliques dans les racines, les tissus épidermiques et le cortex ont été stimulées , mais la concentration des nutriments dans les racines, et dans la sève du xylème a diminué, tandis que la concentration en N, K, et Ca devient plus faible par rapport à la solution nutritive (Falah *et al.*, 2010). Même chose pour les plants de tomates, Graves (1983) ont observé que des températures inférieures à 22 ° C l'oxygène dissous dans la solution nutritive est suffisant pour couvrir la demande.

La demande en oxygène n'est pas couverte par la solution nutritive comme des températures plus élevées augmentent la diffusion de ce gaz. A des températures élevées de la solution nutritive d'une augmentation de la croissance végétative d'une plus grande mesure que souhaitable est observée, ce qui réduit la fructification. Pour évaluer l'importance de la température sur la solubilité de l'oxygène, le tableau 3 montre les données pour les températures qui sont généralement déposées à l'intérieur des serres, de sorte que la température a une relation directe avec la quantité d'oxygène consommée par la plante et à inverser la relation avec l'oxygène dissous à partir de l'élément nutritif solution.

Chaque espèce végétale a un minimum, optimum, et la température maximale de croissance, ce qui nécessite la mise en œuvre des systèmes de chauffage ou de refroidissement pour équilibrer la température de la solution nutritive.

### **I.7.5. Oxygénation de la solution nutritive**

La consommation d'O<sub>2</sub> augmente lorsque la température de la solution nutritive augmente aussi, une diminution au dessous de 3 ou 4 mg/l, de l'oxygène dissous, inhibe la croissance des racines et produit des changements à une couleur brune, qui peut être considéré comme le premier symptôme de l'absence d'oxygène ( Gislørød et Kempton , 1983). La concentration de l'oxygène dans la solution nutritive dépend aussi de la demande de culture, étant plus élevée lorsque l'activité photosynthétique augmente (Papadopoulos *et al.*, 1999). L'alimentation en gaz sous pression d'oxygène pur à la solution nutritive est une méthode enrichi en oxygène souvent utilisées à des fins de recherche, et elle est appelée oxyfertilisation (Chun et Takakura, 1994).

L'ajout de peroxyde de potassium comme un générateur d'oxygène sur les cultures de légumes cultivés dans les substrats commerciaux une fois par semaine, peut avoir une différence significative.

### **I.8. Pesticides**

Nous avons utilisé le purin d'ortie en pulvérisation, comme insecticide, Le purin d'ortie est à la fois un engrais naturel (riche en azote (N), qui favorise la croissance des végétaux tout en les rendant plus résistants aux maladies) et aussi un insecticide naturel.

- Nous avons arraché les orties à la main. Presque deux kilos d'orties pour 20 litres d'eau pour réaliser un purin.
- Puis broyer grossièrement à la main et poser dans un filet de pommes de terre.
- Nous avons utilisé un seau, dont lequel le filet est plongé au moins 15 jours, et nous avons couvert le seau pour faire monter la température.
- Le purin est prêt quand il n'y a plus de bulles qui remontent à la surface.
- Nous avons utilisé ensuite le mélange en dilution de 1 litre pour 10 litres d'eau.

## Partie II : Méthode expérimentale

### II.1. Semis et transplantation

Le semis des deux espèces a été fait, dans des gobelets en plastique, percés par des trous au fond, fin de laisser passer l'excès d'eau.

Au milieu de chaque gobelet, nous avons mis une graine, recouverte avec une couche fine de terreau dont la composition est déjà citée précédemment, que l'on tasse après. Puis nous avons placé l'ensemble des gobelets dans un milieu aéré, et ensoleillé. Pour chaque espèce nous avons semé au moins 20 échantillons, afin de prendre la meilleure plante qui donne un meilleur aspect lors de la germination. L'arrosage se fait chaque jour, avec de l'eau minérale, dont la composition est la suivante :

**Tableau 3** : Composition de l'eau minérale utilisée pour l'arrosage des gobelets

Minéralisation en mg/l	
Magnésium	44
Calcium	70
Sodium	4
Potassium	1
Chlorures	7.1
Bicarbonates	402
Sulfates	3.7
Nitrates	19

Après deux semaines nous avons procédé au repiquage, selon la manière suivante :

Nous avons mis une couche de granulats de liège au fond de la cassette.



Ensuite nous avons recouvert le liège par une couche de terreau.

Nous avons creusé un trou assez grand pour accueillir les racines des plants installés.



Nous avons repiqué la plante de l'haricot, en mettant dans le sol toute la partie qui était dans le gobelet, y compris le terreau, les racines, la tige.



A la surface, une couche de granulats de liège a été mise, afin de limiter l'évaporation, et garder le terreau humide.

L'arrosage s'est fait, avec de l'eau distillée, une quantité nécessaire pour rendre le terreau humide.



Et finalement dépôts des bacs sous la serre.



## **II.2. Arrosage**

L'arrosage se fait une journée sur deux, avec de l'eau distillée, afin d'éviter un excès de minéraux qui peuvent exister dans une eau de robinet ou une eau minérale, qui peut apporter un excès de nutriments pour la plante à côté de la solution nutritive que nous allons rajouter.

## **II.3. Installation des tuteurs**

Nous avons utilisé des cannes de 2 m comme tuteurs enfoncé au pied de chaque plant, que nous avons collés à la plante par une ficelle, On y attache le pied de tomate au fur et à mesure de la croissance avec de la ficelle. Tous les 30cm environ, avec des nœuds assez amples pour que la tige ne se retrouve pas coincée en grossissant.



**Figure 16:** Installation des tuteurs pour les plants

## II.4. Entretien et tailler les tomates

La taille de la tomate cerise se fait au fur et à mesure de la croissance de la plante, à chaque fois il y a apparition des gourmands, on procède à les enlever. Le gourmand est la tige qui naît entre la tige principale et la feuille, cette tige absorbe les nutriments de la tige principale et retarde son développement (Figure 17).



**Figure 17:** Localisation d'un gourmand au niveau de la tige principale d'un plant de la tomate cerise.

Nous avons aussi à limiter le développement de la plante, en gardant juste trois floraison, afin de donner plus de force au fruit (Figure 18). Après nous avons procéder à l'installation des files, pour garder la tige droite, et s'assurer que le développement de la plante sera normale.



**Figure 18:** Les trois floraisons de la tomate cerise

## II.5. Ajout de la solution nutritive

### II.5.1. Indications et méthode de préparation

Un mois après le semis, un ajout de la solution nutritive doit être fait, Pour la préparation de la solution nutritive, nous utilisons des bouteilles, des cuillères en plastique, des lunettes, et des gants. Les solutions doit être utilisée immédiatement. Les bidons d'eau distillée doivent être remués plusieurs fois, afin de prendre le maximum d'oxygène. A raison de 4 ml pour 1 litre d'eau distillée, comme indiquée dans le mode opératoire, et après mélange, nous avons mesuré le pH, la salinité et la conductivité afin de se rassurer que ces paramètres sont dans les normes.

**Tableau 4:** Analyse du pH, de la conductivité et de la salinité de la solution nutritive.

Jeudi 29 Mai 2014 (Phase de la croissance)		
Paramètres	valeurs	Normes
pH	4,13	5,8 à 6,2
Salinité	0,7	0
Conductivité (ms/cm)	2	0,6 à 2,5
T (°C)	25	22 à 28

Après analyse, il s'est avéré que le pH est acide, de ce fait nous avons fait appel aux bicarbonates de soude, qui a la capacité de régler le pH, et au même temps, le produit ne représente aucun danger pour les plantes.

**Tableau 5:** Analyse du pH, de la conductivité et de la salinité de la solution nutritive après ajout des bicarbonates de soude.

Jeudi 29 Mai 2014 (Phase de la croissance)			
Paramètres	valeurs	valeurs après l'ajout de bicarbonates de soude	Normes
pH	4,13	5,9	5,8 à 6,2
Salinité	0,7	0,9	0
Conductivité (ms/cm)	2	2,4	0,6 à 2,5
T (°C)	25	25	22 à 28

## II.5.2. Méthode d'irrigation par la solution nutritive

Nous devons ajoutée 1 litre de solution nutritive dans chaque cassette, et ensuite nous versé cette solution dans le réservoir jusqu'au remplissage à moitié de la bouteille de l'indicateur de niveau. Le trait du milieu de l'indicateur de niveau est visible. C'est le niveau nécessaire pour que les racines soit noyés dans cette solution.



**Figure 19:** Indicateur de niveau (trait rouge)

De la même manière nous avons procéder à l'ajout de la solution nutritive, une fois par semaine, en respectant les indications citées ci-dessus, jusqu'à récolte du fruit.

## II.6. Ajout du contaminant (Chrome)

Après un développement suffisant du système racinaire, et juste avant la floraison, le contaminant qui a été ajouté est le chrome à partir d'une solution mère de 100 ml dont les caractéristiques sont :

- Chromium standard for AAS
- 1000 mg par litre +/- 4 mg/l NIST SRM and SI traceable
- C(HNO<sub>3</sub>) = 2% w/w

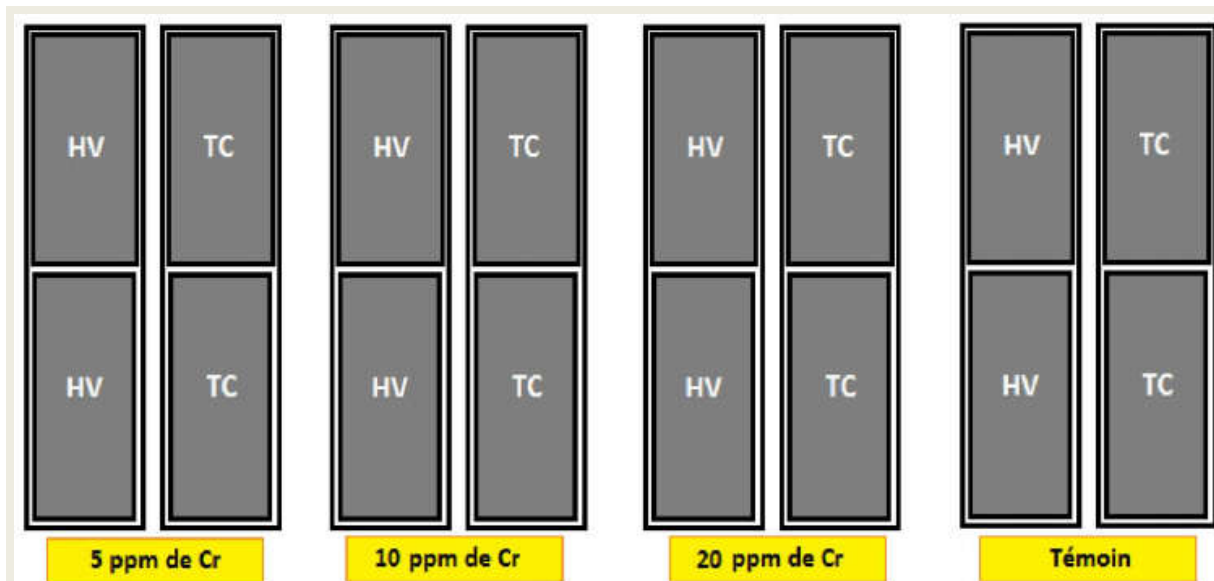


**Figure 20** : Développement du système racinaire

Selon les dilutions suivantes :

- 5 ppm, ca veut dire 0,25 ml du Cr dilué dans 50 ml d'eau distillée ;
- 10 ppm, ca veut dire 0,5 ml du Cr dans 50 ml d'eau distillé ;
- 20 ppm, ca veut dire 1 ml du Cr dans 50 ml d'eau distillée.

Nous avons ajouté la première dilution (5ppm) Cr à deux bacs, un bac qui contient deux plantes de tomates cerise et un bac qui contient deux plantes d'haricot vert. La même chose à été faite pour le reste, et les deux derniers bacs ont été réservés pour le témoin. Selon le schéma suivant :



**Figure 21 :** Concentration du contaminant selon les bacs  
 HV : Haricot vert  
 TC : Tomate cerise

Après maturation des fruits, les différentes parties des plants (racines, tiges, feuilles, fruits) de l'haricot vert et de la tomate cerise, sont mis dans des sacs en plastiques et conservées à basse température.



**Figure 22:** Maturation des fruits de la tomate cerise et des haricots verts

## II.7. Ajout du contaminant (Plomb)

Le même protocole a été appliqué pour le Plomb, à partir d'une solution mère de 100 ml dont les caractéristiques sont :

- Plomb solution étalon
- $Pb=1,000 \pm 0,002 \text{ g/l A/A}$
- $1l \sim 1,019 \text{ Kg} \sim 0,981 \text{ l}$
- $\{Pb(NO_3)_2 \text{ in } HNO_3 \text{ } 0,5 \text{ N}\}$

Selon les dilutions suivantes :

- 5 ppm, ca veut dire 0,25 ml du Pb dilué dans 50 ml d'eau distillée ;
- 10 ppm, ca veut dire 0,5 ml du Pb dans 50 ml d'eau distillé ;
- 20 ppm, ca veut dire 1 ml du Pb dans 50 ml d'eau distillée.

## **Partie III: Méthode analytique**

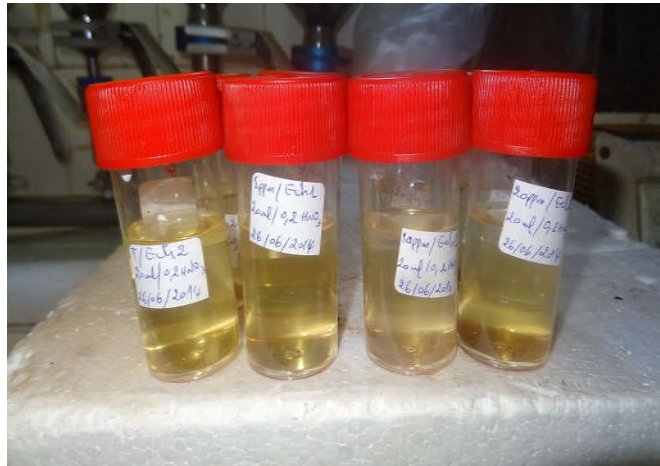
### **III.1. Prélèvement et conservation des échantillons**

Après la récolte de tout le fruit de l'haricot vert et de la tomate cerise, nous avons procédé à la conservation des différentes parties de la plante, ainsi que les sédiments et l'eau, pour les analyser, et déceler le taux exacte assimiler par les différentes partie de la plante.

#### **III.1.1. Echantillons d'eau**

Les échantillons d'eau, ils sont mis dans des flacons en polyéthylène, qui sont préalablement lavés dans des bains de savons, ensuite des bains d'acide chlorhydrique à 10% et finalement rincé par une eau distillée.

Les échantillons sont ensuite fixés avec de l'acide nitrique à 2%, et conservés à basse température (4°C) jusqu'au jour de l'analyse. Pour la fixation, nous avons mis 0,2 ml d'acide nitrique pour 20 ml d'eau.



**Figure 23:** Echantillons d'eau fixés avec l'HNO<sub>3</sub> à 2%

### **III.1.2. Sédiments (sol de culture)**

Les sédiments ont été prélevés en surface (à 5 cm d'épaisseur) à l'aide d'une cuillère en plastique, après ces échantillons sont stockés dans des sacs en plastiques propres et conservés à basse température.

### **III.1.3. Plants de l'haricot vert et de la tomate cerise**

Les différentes parties des plants de l'haricot vert et de la tomate cerise, racine, tige et feuilles, ont été séparée soigneusement avec un couteau en plastique, ensuite lavés avec de l'eau de robinet, et puis avec de l'eau distillée (essentiellement les racines) et mis dans des sacs en plastiques propres et conservés à basse température.

Pour chaque plante, les différents échantillons sont préparés, y compris, l'eau, le sédiment, les racines, la tige, les feuilles, et le fruit et sont conservées à basse température.

## **III.2. Techniques d'analyse**

Les échantillons d'eau sont filtrés sur papier filtre Whatman millipore 40. Le filtrat est conservé à 4°C jusqu'à l'analyse des métaux. Les sols de culture sont séchés à l'étuve (105°C) pendant 24 heures puis broyés dans un mortier d'Agathe et homogénéisés. Les plants de la tomate cerise, sont rincées préalablement avec l'eau de robinet, puis abondamment avec l'eau distillée, et les différentes parties (racines, tiges, feuilles et fruits du premier, deuxième et troisième bouquet floral) de la plante sont séparées, coupées en morceau puis séchées à l'étuve (105°C) pendant 24 heures. Elles sont ensuite broyées.

Les protocoles de digestion destinés à la préparation des échantillons pour le dosage du Pb et du Cr dans les sols de culture et les plants de la tomate cerise sont les suivants :

**Sols de culture:** on pèse 0,2 g dans des bombes de Téflon de 30 ml. On y ajoute 1 ml du mélange acide chlorhydrique (30%) – acide nitrique (65%), 3/1 ; V/V et 6 ml d'acide fluorhydrique Norma pur. Les bombes sont fermées et maintenues à température ambiante pendant 24 heures pour une pré-digestion. Elles sont ensuite chauffées à 120°C pendant 4 heures dans un bain de sable thermostaté. Après refroidissement, le volume est complété à 50 ml par l'eau bidistillée dans des tubes de dilution contenant 2,7 g d'acide borique ([Chiffolleau et Truquet 1994](#)).

Un blanc (témoin) est toujours préparé parallèlement aux échantillons à doser.

**Plants de la tomate cerise et des haricots verts :** on pèse 0,5 g d'échantillon dans des bombes de digestion en Téflon, dans chacune d'elles, on ajoute 4 ml d'acide nitrique (65%) supra pur avant de les fermer et de les maintenir à une température ambiante pendant 24 heures pour une pré digestion. Les bombes sont ensuite placées dans un bain de sable à 120°C jusqu'à ce que les solutions deviennent claires et limpides (en général au bout de 24 heures). Après refroidissement le contenu des bombes est transvasé dans des tubes de dilution de 50 ml et complété à 50 ml par l'eau bidistillée ([Auger 1989](#)).

Le dosage des métaux est réalisé au niveau du laboratoire de l'UATRS de la CNRST.

## **CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION**

# Partie I: Croissance et rendement des plants

## I.1. Contexte

L'implication de la contamination par les métaux et le rôle qu'elle joue dans la physiologie des plantes dépendent de la spéciation des métaux, qui est responsable de leur mobilisation, de leur absorption et de leur toxicité qui en résulte dans le système végétal (Shanker *et al.*, 2005).

Le plomb (Pb) est l'un des métaux lourds les plus fréquemment rencontrés dans les environnements pollués, la contamination par le Pb reste un problème de santé publique important car le Pb a le potentiel d'être absorbé et de bioaccumuler dans les plantes (Chandra *et Kumar*, 2017), provoquant des symptômes phénotypiques de toxicité (França *et al.*, 2017), et un plus grand potentiel de transfert trophique le long de la chaîne alimentaire (Khan *et al.*, 2010; Rai *et al.*, 2018).

Le Cr, contrairement à d'autres métaux traces toxiques comme le cadmium, le plomb, le mercure et l'aluminium, a reçu peu d'attention des phytologues. Sa chimie électronique complexe a été un obstacle majeur à la découverte de son mécanisme de toxicité dans les plantes. La toxicité du Cr dans les plantes est observée à plusieurs niveaux, allant d'un effet néfaste sur la croissance des feuilles et des racines, d'un rendement réduit des fruits, à l'inhibition des activités enzymatiques et de la mutagenèse. La majorité des études considèrent le chrome (VI) comme la forme la plus importante à étudier en raison de sa toxicité et cancérogénicité. En revanche, le Cr(III) est considéré comme relativement non toxique, toutefois, alors que la toxicité du Cr(VI) n'est pas contestée, des études remettent en question la non ou faible toxicité de la forme trivalente du chrome (Lira-Silva *et al.*, 2011). De plus, il est reconnu qu'il existe un grand manque de données pour le Cr(III) (INERIS, 2005). Des études qui permettront de comprendre les mécanismes de toxicité du Cr(III) en relation avec sa spéciation chimique dans le milieu utilisé, des tests en laboratoire sont donc indispensables pour bien appréhender la toxicité relative des deux formes de Cr.

## I.2. Méthodes

Comme nous l'avons décrit précédemment dans la partie II « Matériels et méthodes », les 2 espèces végétales choisies pour cette étude sont les haricots verts (*Phaseolus vulgaris L*) et la tomate cerise (*Lycopersicon esculentum*).

Nous avons adopté une culture en serre, à l'aide d'un dispositif biotope, des semis d'une même longueur ont été sélectionnés et transplantés dans des bacs du dispositif biotop, remplies de sol expérimental (5 litres de sol par boîte tamisée avec un tamis de 4 mm de diamètre) préalablement placée sur 4 litres de granulats de liège. Les plants ont été irrigués

avec un courant qui contient de l'eau distillée et une solution d'engrais (NPK 6.6.6); pour améliorer la croissance des plantes et la production de fruits, cette solution a été appliquée une fois par semaine par bac ; du repiquage à la récolte.

Après un développement suffisant du système racinaire, généralement un mois, la solution nutritive est ensuite contaminée une fois, avec différentes concentrations du chrome (5, 10, 20 ppm) sous forme de  $\text{Cr}(\text{NO}_3)_3$  et du Pb sous forme  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2$ . Le pH est compris entre 5,9 et 6,3, il a été ajusté avec des bicarbonates de sodium et la conductivité est maintenue à 2,4 (ms / cm). Nous avons utilisé 8 dispositif biotop au total, chaque deux dispositifs sont réservés pour la même concentration (5, 10 ou 20 ppm), chaque dispositif contient soit deux plants de l'haricot vert, soit deux plants de la tomate cerise, et les deux derniers dispositifs sont réservés au témoin, et l'expérience a été réalisée en répétitions de trois.

Pour évaluer l'effet du chrome et du plomb sur la croissance et le rendement des plants de l'haricot vert et de la tomate cerise, quatre paramètres en été pris en considération à partir de la transplantation jusqu'à la récolte :

- Longueur de la tige
- Nombre de feuilles
- Nombre de branches
- Nombre de fruits

Les différentes données collectées ont été soumises à des analyses statistiques à l'aide de SPSS. Les outils utilisés comprennent l'analyse descriptive, l'analyse de la variance (ANOVA) et le test à plages multiples de Duncan pour une signification statistique à un niveau de confiance de 95%. Les moyennes suivies de la même lettre dans une colonne ne diffèrent pas significativement selon DMRT à  $p = 0,05$ ; S = semaines après l'ajout de contaminant.

### **I.3. Effets du Cr sur la croissance et le rendement des haricots verts**

La croissance et le développement des plantes sont des processus essentiels à la vie et à la propagation de l'espèce. Ils sont continus et dépendent principalement des ressources externes présentes dans le sol et l'air. La croissance est principalement exprimée en fonction du génotype et de l'environnement, qui se compose de facteurs de croissance externes et de facteurs de croissance internes. La présence de Cr dans l'environnement externe entraîne des changements dans le schéma de croissance et de développement de la plante.

#### **I.3.1. Effet du Cr sur la croissance des plants de l'haricot vert**

Les plants des haricots verts, ont été exposés via leur système racinaire à diverses concentrations de Cr (5ppm, 10ppm et 20ppm). La croissance des plantes a été déterminée par

mesure de la hauteur de la plante à l'aide d'une règle de mètre à la transplantation et chaque semaine après l'ajout du contaminant jusqu'à maturation du fruit (Tableau 6). Le nombre de feuilles et de branches des plants de chaque concentration a été comptabilisé aussi bien pour les plants des trois concentrations que pour les plants témoin, chaque semaine après l'ajout du contaminant jusqu'à maturation du fruit. La croissance des feuilles, le développement de la superficie et le nombre total de feuilles et de branches déterminent de manière décisive le rendement des cultures ; de ce fait Le Tableau 7 et le Tableau 8 représentent les effets de la contamination par le Cr sur le nombre de feuille et de branches des haricots verts pendant 4 semaines après l'ajout du contaminant.

D'après les résultats des trois tableaux nous avons constaté que les performances de la plante n'étaient affectées par une concentration accrue de Cr.

**Tableau 6 :** longueur de la tige des plants des HV en fonction des concentrations du Cr

	S1	S2	S3	S4
<b>Témoin</b>	5.32 ± 1.40a	12.12 ± 1.77a	15.33 ± 3.03a	15.33 ± 3.03a
<b>5 ppm</b>	5.30 ± 1.18a	12.07 ± 1.56a	15.21 ± 3.12a	15.21 ± 3.12a
<b>10 ppm</b>	6.07 ± 1.74b	13.44 ± 1.66b	16.01 ± 3.17b	16.01 ± 3.17b
<b>20 ppm</b>	5.15 ± 1.32a	12.08 ± 1.22a	15.03 ± 2.97a	15.03 ± 2.97a

**Tableau 7 :** Nombre de feuilles des plants des HV en fonction des concentrations du Cr

	S1	S2	S3	S4
<b>Témoin</b>	8.22 ± 2.34a	13.11 ± 2.65b	14.67 ± 4.22a	14.67 ± 4.22a
<b>5 ppm</b>	8.54 ± 2.12a	12.44 ± 2.77a	14.32 ± 3.55a	14.32 ± 3.55a
<b>10 ppm</b>	8.02 ± 2.07a	13.35 ± 2.79b	15.33 ± 3.82b	15.33 ± 3.82b
<b>20 ppm</b>	8.42 ± 1.69a	12.90 ± 2.67a	14.05 ± 1.82a	14.05 ± 1.82a

**Tableau 8 :** Nombre de branches des plants des HV en fonction des concentrations du Cr

	S1	S2	S3	S4
<b>Témoin</b>	13.21 ± 1.30a	14.78 ± 3.23b	15.16 ± 3.23b	15.16 ± 3.23b
<b>5 ppm</b>	13.43 ± 1.07a	14.55 ± 3.02a	14.76 ± 3.02a	14.76 ± 3.02a
<b>10 ppm</b>	13.32 ± 1.02a	15.78 ± 3.71b	15.07 ± 3.71b	15.07 ± 3.71b
<b>20 ppm</b>	13.40 ± 0.98a	14.32 ± 3.14a	14.34 ± 3.14a	14.34 ± 3.14a

Il est bien connu que le chrome n'est pas un élément essentiel pour la croissance des plantes, sans aucun doute, au-dessus de certaines concentrations; il devient toxique et nocif pour la plupart des espèces végétales (Shahid *et al.*, 2017). Selon cette recherche, les

paramètres de croissance n'étaient pas statistiquement significatifs par rapport aux échantillons témoins.

Les résultats ont montré qu'il n'y avait pas de différence significative en termes de hauteur de la tige dans toutes les différentes concentrations de Cr étudiées, par rapport au témoin, (Tableau 6). Contrairement aux résultats de [Rout et al, \(1997\)](#) qui ont signalés des effets néfastes du Cr sur la hauteur des plantes et la croissance des pousses, lorsque Cr a été ajouté à 2, 10 et 25 ppm aux solutions nutritives dans les cultures de sable dans l'avoine, et également [Barton et al. \(2000\)](#) ont observé que l'addition de Cr (III) inhibait la croissance des pousses dans les cultures de luzerne. De manière générale, la réduction de la hauteur de la plante pourrait être principalement due à la croissance réduite des racines et au transport des nutriments et de l'eau qui en résulte vers les parties ci-dessus de la plante. De plus, le transport du Cr vers la partie aérienne de la plante peut avoir un impact direct sur le métabolisme cellulaire des pousses contribuant à la réduction de la hauteur de la plante, c'est ce qui a été démontré pour *Brassica napus* ([Gill et al., 2016](#)).

D'après le [Tableau 7](#), il a été montré que les performances des plantes n'étaient pas affectées par une concentration accrue de Cr, le nombre de feuilles dans chaque plante de l'haricot vert, n'a pas changé avec l'augmentation de la concentration de contamination au Cr, L'étude de [Mellem et al, \(2012\)](#) pour les épinards rouges, a montré que pour le Cr à 25 ppm il n'y avait pas d'effet toxique mais à des concentrations plus élevées telles que 75 et 100 ppm les plantes ont montré des signes qui affectent la croissance et le développement. Les mêmes résultats ont également été confirmés par [Usman et al, \(2020\)](#); le chrome a affecté la croissance des feuilles de *C. procera*, le principal organe de la plante photosynthétique, l'augmentation de la concentration de chrome entraîne une réduction significative de la surface foliaire et de la biomasse foliaire. Le chrome étant un élément non essentiel, aucun mécanisme spécifique ne lui est associé dans les plantes. Il possède le potentiel élevé de perturber l'absorption des nutriments par les plantes. Cr (III) implique généralement un mécanisme passif, et les plantes n'ont pas besoin d'énergie pour ce phénomène ([Kim et al., 2014](#)). On suppose qu'il y a un effet de compétition (antagonisme) entre le chrome et certains éléments essentiels. Les quantités de chrome utilisées facilitent une absorption plus élevée de Fe, qui reste nécessaire à la synthèse de la chlorophylle et formant beaucoup de talles végétatives; c'est ce qui explique le nombre élevé de feuilles à 10 ppm par rapport au témoin.

D'après le [Tableau 8](#), nous remarquons qu'il n'y a pas de différence significative dans le nombre de branches des plants du témoin par rapport au plants exposés au trois concentrations 5, 10, et 20 ppm. Ce qui a été confirmé auparavant par [Mellem et al, \(2012\)](#), que le Cr trivalent ne devient toxique qu'à partir de 75 ppm pour les épinards rouges (culture légumière à feuilles nutritive) qui est très semblable au cycle végétatif des haricots verts puisqu'ils sont des plantes à croissance rapide et à forte accumulation de biomasse, et pour leur capacité à tolérer et à accumuler des métaux dans leurs pousses ([Odhav et al., 2007](#)).

### I.3.1. Effets du Cr sur le rendement des plants de l'haricot vert

L'effet Cr était également prononcé sur la production de plantes expérimentales (Tableau 9). On sait que pour les haricots verts nains la floraison est courte et toutes les gousses mûrissent presque en même temps, avec un intervalle de 2 ou 3 jours entre les trois récoltes, les résultats ont montré qu'il y avait pas de différence significative dans le nombre de fruits produits pour le témoin par rapport à tous les traitements (5, 10 et 20 ppm). il apparaît que les différences n'étaient pas statistiquement significatives à  $p \leq 0,05$  pour le nombre de fruits des plants exposés au chrome par rapport au plants du témoin. il est connu que le Cr (III) est cinétiquement inerte à faibles doses, ce qui réduit son rôle dans la formation d'effets toxiques, c'est ce qui a été confirmé par Sharma et Mehrotra (1993) qui ont constaté que pour le blé, le rendement de semence par plante a diminué qu'à partir de 200 ppm, et aussi le tallage a été réduit et les déformations des graines ont augmenté. On s'aperçoit que le Cr (III) est cinétiquement inerte aux faibles portions, ce qui réduit son rôle dans le développement d'impacts néfastes notamment dans les pousses; cela a été affirmé par Wang et al. (2015). Shanker et al. (2004a, in presse) on constaté que le Phosphore (P) et le chrome (Cr) sont compétitif pour les sites de surface et le fer, le selenium et le magnésium sont également connu pour concurrencer le Cr pour les liaisons de transport. Il est donc possible que Cr soit effectivement en concurrence avec ces éléments pour obtenir une entrée rapide dans le système végétal. Une mauvaise translocation du Cr aux pousses pourrait être due à séquestration de la plupart des Cr dans les vacuoles des cellules racinaires pour le rendre non toxique. Il faut noter que Cr est un élément toxique et non essentiel pour les plantes, et donc les plantes ne peuvent posséder aucun mécanisme transport de Cr.

**Tableau 9 :** Nombre de fruits des plants des HV en fonction des concentrations du Cr

	1ère Récolte	2ème Récolte	3ème Récolte
<b>Témoin</b>	7.46 ± 1.66a	5.22 ± 2.31b	3.31 ± 1.75b
<b>5 ppm</b>	7.20 ± 1.72a	4.11 ± 2.20a	2.89 ± 1.53a
<b>10 ppm</b>	7.02 ± 1.07a	5.13 ± 2.07b	3.55 ± 0.42b
<b>20 ppm</b>	7.09 ± 1.42a	4.20 ± 2.04a	3.02 ± 0.65b

### I.4. Effets du Cr sur la croissance et le rendement des tomates cerise

#### I.4.1. Effets du Cr sur la croissance des plants de la tomate cerise

La croissance des plants de la tomate cerise a été déterminée par mesure de la hauteur de la plante à l'aide d'une règle de mètre à la transplantation et 8 semaines après l'ajout du

contaminant (Tableau 10). Le nombre de feuilles des plants de chaque concentration a été comptabilisé, chaque semaine après l'ajout du contaminant jusqu'à maturation du fruit. Le Tableau 11 et le Tableau 12 présente les effets de la contamination par le Cr sur le nombre de feuille et le nombre de branches des plants de la tomate cerise pendant 8 semaines après l'ajout du contaminant.

D'après les résultats des trois tableaux, il a été démontré que les performances de la plante n'étaient pas affectées par une concentration accrue de Cr. Le nombre de branches des plants de chaque concentration a été aussi comptabilisé. Il a été constaté que les performances des plantes étaient généralement affectées par une concentration accrue de Cr, les résultats ont également montré que le nombre de feuilles dans chaque plant de tomate cerise n'a pas changé avec l'augmentation de la concentration de contamination par le Cr, par exemple, à 20 ppm, le nombre de feuilles était de  $28,01 \pm 3,02$  par rapport au témoin  $28,07 \pm 3,14$  au cours de la 5ème semaine (Tableau 11), nous avons également observé qu'il y avait pas de différence significative dans le nombre de branches pour les trois concentrations 5,10 et 20 ppm, par exemple, au cours de la 6ème semaine, le nombre de branches était de  $19,77 \pm 3.22a$  à 20 ppm par rapport au témoin  $20.31 \pm 3.22a$  (Tableau 12). Dans une étude portant sur plusieurs métaux lourds, Pedreno *et al.* (1997) ont constaté que Cr avait un effet prononcé sur la croissance des feuilles et affectait préférentiellement les jeunes feuilles des plants de tomates.

**Tableau 10 :** longueur de la tige des plants des TC en fonction des concentrations du Cr

	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8
<b>Témoin</b>	7.44 ± 1.22a	15.21 ± 1.52a	19.44 ± 4.27a	23.20 ± 5.85b	28.07 ± 3.14a	30.13 ± 1.24a	30.13 ± 1.24a	30.13 ± 1.24a
<b>5 ppm</b>	7.12 ± 0.34a	17.02 ± 3.10b	20.11 ± 4.25b	24.09 ± 2.15b	28.38 ± 4.32a	32.63 ± 3.41b	32.63 ± 3.41b	32.63 ± 3.41b
<b>10 ppm</b>	6.87 ± 0.15a	14.98 ± 3.05a	19.22 ± 5.08a	20.32 ± 4.17a	30.11 ± 1.15b	31.82 ± 5.25b	31.82 ± 5.25b	31.82 ± 5.25b
<b>20 ppm</b>	7.01 ± 0.92a	16.11 ± 2.17b	19.04 ± 2.52b	21.11 ± 1.45a	28.01 ± 3.02a	30,07 ± 1.78a	30,07 ± 1.78a	30,07 ± 1.78a

**Tableau 11 :** Nombre de feuilles des plants des TC en fonction des concentrations du Cr

	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8
<b>Témoin</b>	23.22 ± 1.07a	34.67 ± 2.40b	65.89 ± 7.14c	115.33 ± 14.23a	122.12 ± 9.22c	141.04 ± 9.93a	141.04 ± 9.93a	122.32 ± 10.18d
<b>5 ppm</b>	23.20 ± 1.10a	33.55 ± 2.31a	62.12 ± 6.21b	115.21 ± 14.02a	120.02 ± 12.14b	143.12 ± 12.61b	143.12 ± 12.61b	115.03 ± 12.22a
<b>10 ppm</b>	23.77 ± 0.88a	35.49 ± 2.44b	60.35 ± 8.03a	116.01 ± 13.98b	110.80 ± 12.23a	142.10 ± 12.01b	142.10 ± 12.01b	120.12 ± 8.17c
<b>20 ppm</b>	23.11 ± 1.90a	32.17 ± 2.33a	61.01 ± 7.12a	115.03 ± 7.90a	123.10 ± 9.55c	140,34 ± 10.11a	140,34 ± 10.11a	118.14 ± 10.06b

**Tableau 12 :** Nombre de branches des plants des TC en fonction des concentrations du Cr

	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8
<b>Témoin</b>	6.40 ± 0.33a	10.39 ± 1.02b	13.22 ± 2.11b	15.65 ± 1.02b	17.21 ± 3.18a	20.31 ± 3.22a	20.31 ± 3.22a	20.31 ± 3.22a
<b>5 ppm</b>	6.23 ± 1.12a	10.22 ± 1.80a	12.87 ± 0.66a	14.88 ± 0.87a	16.78 ± 4.13a	19.55 ± 2.78a	19.55 ± 2.78a	19.55 ± 2.78a
<b>10 ppm</b>	5.83 ± 0.26a	11.17 ± 0.43b	12.98 ± 1.30a	14.01 ± 2.43a	17.03 ± 2.55a	20.11 ± 4.15a	20.11 ± 4.15a	20.11 ± 4.15a
<b>20 ppm</b>	6.03 ± 1.08a	10.07 ± 1.15a	13.15 ± 0.10b	15.00 ± 1.26b	17.00 ± 2.18a	19,77 ± 3.22a	19,77 ± 3.22a	19,77 ± 3.22a

## I.4.2. Effets du Cr sur le rendement des plants de la tomate cerise

L'effet Cr était également prononcé sur la production de plantes expérimentales (Tableau 13), pour les trois récoltes. Habituellement, le nombre de fruits de tomates cerises diminue d'une floraison à l'autre; les résultats ont montré qu'il y avait pas de différence significative dans le nombre de fruits produits pour le témoin par rapport à tous les traitements (5, 10 et 20 ppm). Il apparaît que les différences n'étaient pas statistiquement significatives à  $p \leq 0,05$  pour le nombre de fruits, par contre à des doses très élevée 100 et 300 ppm dans un sol amendé de Cr, Golovatyj *et al.*, (1999) ont signalé une réduction du rendement de l'orge et du maïs. Aucun rendement récoltable n'a été obtenu lorsque Cr a été appliqué à 270 ou 810 kg/ha pour les carottes (Biacs *et al.*, 1995).

**Tableau 13:** Nombre de fruits des plants des TC en fonction des concentrations du Cr

	1 <sup>ère</sup> Récolte	2 <sup>ème</sup> Récolte	3 <sup>ème</sup> Récolte
<b>Témoin</b>	43.22 ± 1.55a	35.98 ± 3.77a	29.14 ± 1.12b
<b>5 ppm</b>	43.11 ± 2.10a	34.64 ± 2.32a	27.12 ± 4.66a
<b>10 ppm</b>	44.02 ± 1.17a	35.04 ± 3.58a	30.39 ± 1.65b
<b>20 ppm</b>	43.00 ± 2.33a	34.01 ± 2.05a	28.44 ± 1.10a

## I.5. Effets du Pb sur la croissance et le rendement des haricots verts

### I.5.1. Effets du Pb sur la croissance des plants de l'haricot vert

Les résultats des effets de la contamination par le Pb sur les performances de la tomate cerise mesurés pendant 8 semaines après l'ajout de contaminants sont présentés dans les tableaux 3, 4 et 5, et il a été constaté que les plants des haricots verts dans cette étude, ont montré un taux de croissance uniforme pour les deux premières concentrations 5 et 10 ppm, mais pour la troisième concentrations (20 ppm), les performances des plants, étaient généralement affectées, mais l'exposition à une telle dose, n'a montré aucun changement phénotypique visible. Ces résultats sont en accord avec ceux de Sereguine et Ivanov, (1998), qui ont également une inhibition de 50% de la croissance des racines du maïs traité par le nitrate de plomb, Ait hamadouche *et al.*, (2012), ont révélé une diminution des paramètres biométriques chez les radis stressées par le plomb.

**Tableau 14:** Longueur de la tige des plants des HV en fonction des concentrations du Pb

	S1	S2	S3	S4
<b>Témoin</b>	5.32 ± 1.40a	12.12 ± 1.77a	15.33 ± 3.03a	15.33 ± 3.03a
<b>5 ppm</b>	5.30 ± 1.18a	12.07 ± 1.56a	15.21 ± 3.12a	15.21 ± 3.12a
<b>10 ppm</b>	6.07 ± 1.74b	13.44 ± 1.66b	16.01 ± 3.17b	16.01 ± 3.17b
<b>20 ppm</b>	5.15 ± 1.32a	12.08 ± 1.22a	15.03 ± 2.97a	15.03 ± 2.97a

**Tableau 15:** Nombre de feuilles des plants des HV en fonction des concentrations du Pb

	S1	S2	S3	S4
<b>Témoin</b>	8.34 ± 2.58b	12.20 ± 2.78b	14.40 ± 5.92b	12.23 ± 3.02b
<b>5 ppm</b>	7.98 ± 2.12a	12.69 ± 2.81b	13.78 ± 3.71a	10.45 ± 3.34a
<b>10 ppm</b>	8.03 ± 2.00b	13.35 ± 2.92c	15.11 ± 4.89c	13.32 ± 3.23c
<b>20 ppm</b>	7.00 ± 1.05a	11.00 ± 1.18a	13.00 ± 1.22a	10.00 ± 0.84a

**Tableau 16:** Nombre de branches des plants des HV en fonction des concentrations du Pb

	S1	S2	S3	S4
<b>Témoin</b>	12.05 ± 1.89c	15.12 ± 3.56b	15.12 ± 3.56c	15.12 ± 3.56c
<b>5 ppm</b>	11.56 ± 1.15b	14.03 ± 3.76a	14.03 ± 3.76b	14.03 ± 3.76b
<b>10 ppm</b>	11.32 ± 1.07b	13.00 ± 3.81a	15.00 ± 3.81c	15.00 ± 3.81c
<b>20 ppm</b>	10.40 ± 0.93a	13.45 ± 2.89a	11.00 ± 1.18a	11.00 ± 1.18a

### I.5.2. Effets du Pb sur le rendement des plants de l'haricot vert

L'effet Pb était prononcé sur le rendement des plants de l'haricot vert; d'après le tableau 20, il apparaît que les différences n'étaient pas statistiquement significatives à  $p \leq 0,05$  pour le nombre de fruits pour toutes les plantes exposées au Pb pour les trois concentrations (5, 10 et 20 ppm). Les constatations de [Gardea-Torresdey et al, \(2004\)](#) soutiennent que le Pb est concentré dans les racines et n'est pas transféré en grande quantité aux parties aériennes de la plante notamment les fruits, donc la capacité des plantes à déplacer le plomb vers les parties aériennes de la plante était limitée c'est la raison pour laquelle le Pb n'avait pas d'effet néfaste sur le rendement des plants de l'haricot vert ([Reeves et Brooks, 1983](#)). La contamination élevée des feuilles n'a eu aucune influence sur les niveaux de Pb dans les gousses. Selon les résultats obtenus par [Dollard, \(1986\)](#); il n'y a aucun mouvement de plomb foliaire appliqué dans les gousses et les graines du haricot vert. Des résultats similaires ont été obtenus par [Tlustos et al, \(1998\)](#). Ils ont trouvé la plus faible concentration de Cd dans les gousses et les graines du haricot vert (par rapport aux épinards, radis, carottes et avoine) dans une expérience en pot sur trois sols différents.

**Tableau 17:** Nombre de fruits des plants des HV en fonction des concentrations du Pb

	1 <sup>ère</sup> Récolte	2 <sup>ème</sup> Récolte	3 <sup>ème</sup> Récolte
<b>Témoin</b>	12.05 ± 1.89a	9.12 ± 2.20b	4.12 ± 0.56a
<b>5 ppm</b>	11.56 ± 1.15a	7.03 ± 2.00a	4.03 ± 1.76a
<b>10 ppm</b>	11.32 ± 1.07a	8.00 ± 2.32a	3.00 ± 0.81a
<b>20 ppm</b>	11.78 ± 1.39a	8.45 ± 2.78a	4.45 ± 0.89a

## I.6. Effets du Pb sur la croissance et le rendement des tomates cerise

### I.6.1. Effets du Pb sur la croissance des plants de la tomate cerise

Les résultats des effets de la contamination par le Pb sur la croissance de la tomate cerise mesurés pendant 8 semaines après l'ajout de contaminants sont présentés dans les tableaux 17, 18 et 19. et il a été constaté que les performances des plantes étaient généralement affectées par une concentration accrue de Pb, les résultats ont également montré que le nombre de feuilles dans chaque plant de tomate cerise a changé avec l'augmentation de la concentration de contamination par le Pb, par exemple, à 20 ppm, les feuilles sont passées de  $133,40 \pm 35,93$  à  $119,56 \pm 32,02$  au cours de la 7<sup>ème</sup> semaine (Tableau 19), on a également observé qu'il y avait pas de différence significative dans le nombre de branches pour les deux premières concentrations 5 et 10 ppm, mais il y avait une différence significative pour 20 ppm, par exemple, la 5<sup>ème</sup> semaine, le nombre de branches était de  $14,00 \pm 1,92$  à 20 ppm par rapport au témoin  $19,00 \pm 3,24$  (Tableau 20).

Des travaux effectués auparavant ont montré qu'un effet synergique s'exerçait avec un apport plus important de nitrate à partir du Pb (NO<sub>3</sub>)<sup>2</sup> utilisé dans l'irrigation, expliquant ainsi l'effet réduit du plomb sur les plantes expérimentales dans cette étude (Stevens *et al.*, 2003), d'autres travailleurs ont soupçonné l'influence des radicaux anioniques dans les sels métalliques pour réduire la toxicité des métaux sur les plantes (Fargasova, 2001), cependant, il a été observé que le Pb inhibait de manière significative la croissance de la tomate cerise à 20 ppm; alors que les mêmes résultats ont été trouvés par Opeolu *et al.*, (2010), les auteurs ont choisi 300, 600, 1 800 ppm comme traitements, et ils ont constaté qu'il existe une différence significative entre tous les traitements, et que les performances des plantes diminuent de manière significative avec l'augmentation des concentrations de Pb Opeolu *et al.*, (2010); de même que les haricots verts, le Pb a un effet négatif sur le comportement et la production de cette plante à 500 ppm (Cannataa *et al.*, 2015). Mais l'exposition à une dose élevée de Pb (20 ppm) n'a montré aucun changement phénotypique visible. Les concentrations du Pb toxiques pour de nombreuses plantes varient entre 30 et 300 ppm (Kabata-Pendias et Mukherjee, 2007).

**Tableau 18:** Longueur de la tige des plants des TC en fonction des concentrations du Pb

	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8
<b>Témoin</b>	7.32 ± 1.12a	14.66 ± 1.22a	20.22 ± 5.13b	23.41 ± 2.43b	30.15 ± 4.21c	31.68 ± 4.13c	31.68 ± 4.13c	31.68 ± 4.13c
<b>5 ppm</b>	7.15 ± 0.44a	14.50 ± 3.33a	19.77 ± 5.10b	23.17 ± 4.11b	30.02 ± 1.13c	30.89 ± 1.63c	30.89 ± 1.63c	30.89 ± 1.63c
<b>10 ppm</b>	6.89 ± 0.49a	15.01 ± 2.27b	19.80 ± 3.31b	22.80 ± 1.47b	29.86 ± 3.10b	29.78 ± 1.83b	29.78 ± 1.83b	29.78 ± 1.83b
<b>20 ppm</b>	6.44 ± 0.66a	13.76 ± 2.02a	18.66 ± 2.66a	20.44 ± 2.29a	27.77 ± 1.18a	27.02 ± 3.18a	27.02 ± 3.18a	27.02 ± 3.18a

**Tableau 19:** Nombre de feuilles des plants des TC en fonction des concentrations du Pb

	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8
<b>Témoin</b>	22.10 ± 1.05c	32.00 ± 3.36b	57.40 ± 7.90d	76.40 ± 14.23c	102.07 ± 8.52c	133.40 ± 35.93d	133.40 ± 35.93d	103.12 ± 10.76c
<b>5 ppm</b>	20.00 ± 1.26b	32.60 ± 2.83b	55.60 ± 8.01c	76.32 ± 14.02c	115.29 ± 28.43d	120.01 ± 12.43b	130.01 ± 33.84c	98.80 ± 16.84b
<b>10 ppm</b>	22.4 ± 0.96c	34.60 ± 3.03c	53.40 ± 6.88b	72.20 ± 13.98b	98.80 ± 12.41b	122.20 ± 12.58c	124.20 ± 12.60b	103.43 ± 8.34c
<b>20 ppm</b>	18.80 ± 2.85a	23.40 ± 6.73a	37.80 ± 4.63a	61.60 ± 7.90a	77.80 ± 16.3a	114 ± 39.32a	119.56 ± 32.02a	95.11 ± 15.34a

**Tableau 20:** Nombre de branches des plants des TC en fonction des concentrations du Pb

	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8
<b>Témoin</b>	6.34 ± 0.21a	10.23 ± 0.98b	13.40 ± 1.92c	15.23 ± 2.02c	19.00 ± 3.24c	22.00 ± 3.16b	22.00 ± 3.16b	22.00 ± 3.16b
<b>5 ppm</b>	6.23 ± 0.15a	9.03 ± 0.76a	12.10 ± 1.71b	14.45 ± 2.34b	18.57 ± 4.02b	21.23 ± 2.02b	21.23 ± 2.02b	21.23 ± 2.02b
<b>10 ppm</b>	7.03 ± 0.31b	10.00 ± 0.81b	12.00 ± 0.89b	14.32 ± 1.23b	17.32 ± 4.89b	20.32 ± 3.26a	20.32 ± 3.26a	20.32 ± 3.26a
<b>20 ppm</b>	5.40 ± 0.39a	8.00 ± 1.70a	10.40 ± 0.93a	13.00 ± 1.22a	14.00 ± 1.92a	19.40 ± 4.28a	19.40 ± 4.28a	19.40 ± 4.28a

## I.6.2. Effets du Pb sur le rendement des plants de la tomate cerise

L'effet Pb était prononcé sur le rendement des plants de la tomate cerises; d'après le [Tableau 21](#), il apparaît que les différences n'étaient pas statistiquement significatives à  $p \leq 0,05$  pour le nombre de fruits pour toutes les plantes exposées au Pb pour les trois concentrations (5, 10 et 20 ppm), ces résultats sont similaires à celles trouvées par [Opeolu et al., \(2010\)](#) pour les tomates à (300, 600 et 1800 ppm), la capacité de l'EDTA à augmenter la concentration de micronutriment dans les pousses de plantes a été confirmé par ([Evangelou et al., 2007](#); [Saifullah et al., 2009](#)) ce qui explique que le rendement des plants n'été pas affecté.

**Tableau 21:** Nombre de fruits des plants des TC en fonction des concentrations du Pb

	1 <sup>ère</sup> Récolte	2 <sup>ème</sup> Récolte	3 <sup>ème</sup> Récolte
<b>Témoin</b>	44.04 ± 2.42b	38.78 ± 4.21c	28.82 ± 3.77b
<b>5 ppm</b>	44.34 ± 2.47b	33.03 ± 3.13a	29.10 ± 1.71c
<b>10 ppm</b>	42.04 ± 1.98a	35.45 ± 3.58b	25.92 ± 4.89a
<b>20 ppm</b>	43.00 ± 2.04a	33.00 ± 3.32a	26.54 ± 5.03a

## Partie II: Indice de production relative

### II.1. Méthodes

Les expériences ont été réalisées en serre, en utilisant une culture bioponique à l'aide d'un dispositif biotop, dont le bac contient une solution nutritive de 65 jours, correspondant au cycle végétatif des haricots verts et de 120 jours pour les tomates cerise. Les traitements consistaient en des concentrations croissantes de Pb (0,5 mg/l, 10 mg/l, 20 mg/l) et de Cr (0,5 mg/l, 10 mg/l, 20 mg/l), ajoutées à la solution nutritive, en utilisant le chrome trivalent, sous forme de nitrate de chrome  $\text{Cr}(\text{NO}_3)_3$  et du nitrate de plomb  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2$  comme contaminants dans le système de solution nutritive. Ces contenus ont été choisis en tenant compte des valeurs qui intoxiquent sans éliminer les plantes pendant la culture, comme indiqué ailleurs ([Malavolta, 1994](#)), afin d'obtenir suffisamment de matériel végétal pour l'analyse en laboratoire. Nous avons utilisé 8 dispositif biotop au total, chaque deux dispositifs sont réservé pour la même concentration (5, 10 ou 20 ppm), chaque dispositif contient soit deux plants de l'haricot vert, soit deux plants de la tomate cerise, et les deux derniers dispositifs sont réservés au témoin, et l'expérience a été réalisée en répétitions de trois.



**Figure 24:** Plants de la tomate cerise et des haricots verts dans les dispositif biotop

Après avoir terminé le cycle végétatif, les plants de l'haricot vert et de la tomate cerise, ont été séparées en partie aérienne (Tige et feuilles), système racinaire et fruits, lavées avec de l'eau déionisée et séchées à 65–70 ° C jusqu'à une masse constante. Le matériau a été broyé et digéré en utilisant une solution nitroperchlorique 2: 1 (v/v) [acide nitrique (HNO<sub>3</sub>): acide perchlorique (HClO<sub>4</sub>)] (Malavolta *et al.*, 1997). Les teneurs en Cr et Pb de la matière sèche de la tige (DMS), des feuilles (DML), du système racinaire (DMR) et des fruits (DMF) ont été quantifiées à l'aide d'un spectrophotomètre à absorption de flamme Varian.

Les calculs ont été effectués en considérant les teneurs en Cr et Pb dans DMR+ DMS + DML+ DMF, à toutes les concentrations utilisées; plus ce facteur est élevé, plus l'absorption des contaminants est importante (Henry, 2000). L'indice de production relative (RP), lié à l'influence du métal sur la variation de la production de matière sèche (DMR+ DMS + DML), est obtenu par:

$$RP (\%) = \left( \frac{\text{matière sèche produite à partir d'une teneur en métal donnée}}{\text{matière sèche produite avec métal absent}} \right) \times 100$$

## II.2. Influence du Cr sur la production de la matière sèche

### II.2.1. Influence du Cr sur la production de la matière sèche des plants de l'haricot vert et de la tomate cerise

La première condition préalable à des rendements plus élevés dans les plantes est une augmentation de la production de biomasse en termes de matière sèche. Les composés du carbone représentent 80 à 90% de la matière sèche totale produite par les plantes. Une taille de source plus élevée et un processus photosynthétique accru se sont avérés être la base de

l'accumulation de substances organiques et de la production de matière sèche sous contrainte de métaux lourds en général et de Cr en particulier (Bishnoi *et al.*, 1993a, b).

Selon les résultats du **Tableau 22** qui représente la production de la matière sèche dans les tissus végétaux des haricots verts en présence du Cr, le traitement témoin a présenté le meilleur développement. La production de fruits la plus importante a été obtenue à 10 ppm de Cr, ce qui est environ 14% plus élevé que le traitement témoin, les traitements 5 et 10 ppm de Cr ont influencé positivement la productivité des plants des haricots verts, augmentant respectivement de 14% et 20% par rapport au traitement témoin. Selon Chen *et al.* (2020), les teneurs en Fe, Mg et Mn (éléments essentiels) ont augmenté à la fois dans les racines et les pousses de *Pennisetum sinense* sous des traitements au chrome entre 0,9 ppm et 18 ppm. Pour la dose la plus élevée (20 ppm), la matière sèche de la portion aérienne n'a été pas affectée négativement (**Figure 25**).

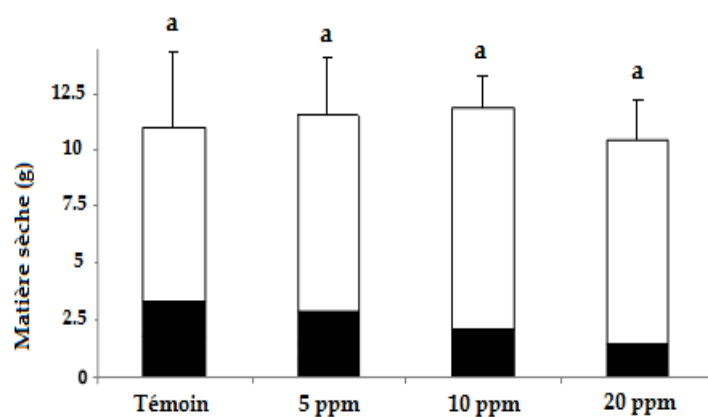
Chez les haricots verts et le maïs, il a été constaté que la production de matière sèche de ces plants exposés à 0,25 ppm de Cr (III) ont montré un poids sec des racines et des feuilles plus élevé que les témoins, et cette augmentation de la production de la matière sèche était plus prononcée dans des conditions déficientes en Fe (Barcelo *et al.*, 1993). L'effet du Cr sur la qualité et la quantité de biomasse de *Vicia faba* (même famille que *P. vulgaris* 'Fabaceae') ainsi que la production de la matière sèche n'était pas affectée de manière significative par 200 mg/kg du Cr (VI), qui est considéré comme toxique par rapport au chrome trivalent Cr (III).

La croissance des feuilles, le développement de la superficie et le nombre total de feuilles déterminent de manière décisive le rendement des cultures. Le nombre de feuilles par plante a été réduit de 50% dans le blé lorsque 35 ppm de Cr ont été ajoutées dans une solution nutritive (Sharma *et Sharma*, 1993). Tripathi *et al.* (1999) ont constaté que la surface foliaire et la biomasse des semis d'*Albizia lebbek* (famille des Fabaceae) étaient gravement affectées par une concentration élevée (200 ppm) de Cr (VI).

**Tableau 22** : Production de la matière sèche et indice de production relative dans les tissus végétaux des haricots verts en présence du Cr

Concentration (ppm)	Matière sèche (poids en g)				Indice de production relatif (%)			
	DMR	DMS	DML	DMF	DMR	DMS	DML	DMF
<b>Témoin</b>	2.75	3.07	3.16	2.18	100	100	100	100
<b>5</b>	2.58	3.08	3.16	2.50	93.81	100.00	98.41	114.67
<b>10</b>	2.46	3.11	3.17	2.63	89.45	100.31	98.73	120.64
<b>20</b>	2.32	3.02	3.03	2.13	84.36	98.37	95.88	97.70

DM: matière sèche ; R : racines ; S : tige ; L : feuilles ; F : fruits

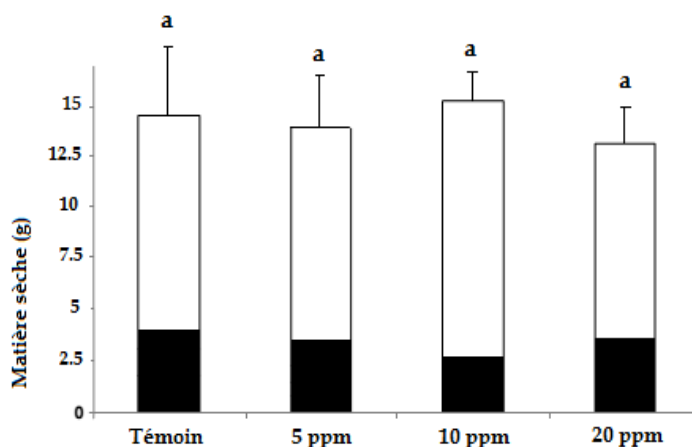


**Figure 25:** Production de la matière sèche des haricots verts en présence du Cr

**Tableau 23 :** Production de la matière sèche et indice de production relative dans les tissus végétaux des tomates cerise en présence du Cr

Concentration (ppm)	Matière sèche (poids en g)				Indice de production relatif (%)			
	DMR	DMS	DML	DMF	DMR	DMS	DML	DMF
<b>Témoin</b>	2.83	4.11	4.17	3.05	100	100	100	100
<b>5</b>	2.80	4.13	4.16	3.01	98.93	100.48	99.76	98.68
<b>10</b>	2.73	4.15	4.20	3.06	96.46	100.97	100.71	100.32
<b>20</b>	2.80	4.09	4.15	3.01	98.93	99.51	99.52	98.68

DM: matière sèche ; R : racines ; S : tige ; L : feuilles ; F : fruits



**Figure 26:** Production de la matière sèche des tomates en présence du Cr

La première interaction de Cr avec une plante se produit au cours de son processus d'absorption. Le Cr est un élément toxique non essentiel pour les plantes; par conséquent, ils ne possèdent pas de mécanismes spécifiques pour son adoption. Par conséquent, l'absorption de ce métal lourd se fait par le biais de supports utilisés pour l'absorption des métaux essentiels au métabolisme des plantes. Selon les résultats du [Tableau 23](#), le traitement témoin a présenté le meilleur développement. La production de fruits la plus importante a été obtenue à 100 ppm, même production que le témoin, c'est la dose qui a influencé positivement la productivité des plants de la tomate cerise ([Figure 26](#)). [Jain et al. \(2000\)](#) ont observé qu'à partir de 40 ppm, le Cr affectait préférentiellement la croissance des jeunes feuilles des plants de tomates provoquant ainsi une chlorose qui s'est transformée en nécrose à 80 ppm de Cr, ce qui a engendré une diminution de la production de la matière sèche au niveau des feuilles.

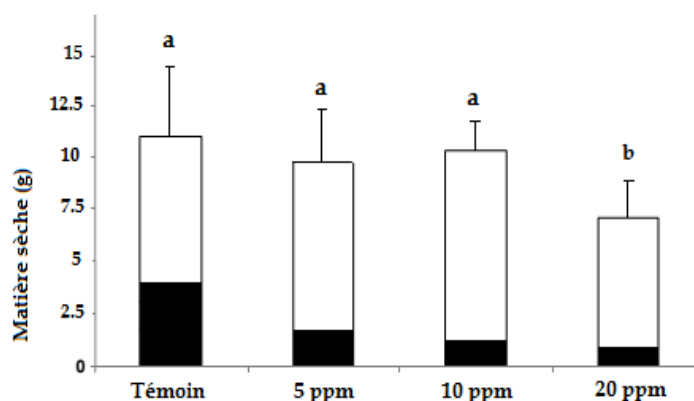
## II.3. Influence du Pb sur la production de la matière sèche

### II.3.1. Influence du Pb sur la production de la matière sèche des plants de la tomate cerise et des haricots verts

**Tableau 24 :** Production de la matière sèche et indice de production relative dans les tissus végétaux des haricots verts en présence du Pb

Concentration (ppm)	Matière sèche (poids en g)				Indice de production relatif (%)			
	DMR	DMS	DML	DMF	DMR	DMS	DML	DMF
Témoin	2.75	3.07	3.16	2.18	100	100	100	100
5	1.82	2.91	2.88	2.19	62.54	94.78	91.13	100.45
10	0.47	2.89	3.05	2.20	22.54	94.13	96.51	100.91
20	0.38	2.10	2.50	2.15	14.54	68.40	79.11	98.62

DM: matière sèche ; R : racines ; S : tige ; L : feuilles ; F : fruits



**Figure 27:** Production de la matière sèche des haricots en présence du Pb

D'après le [Tableau 24](#), On a trouvé dans le DMF, la production des fruits des plants de l'haricot vert est presque la même pour les trois concentrations (5, 10 et 20 ppm) par rapport au traitement témoin, mais le résultat était différent en ce qui concerne les racines et les parties aériennes: pour la concentration la plus élevée 20 ppm, la production de DMR a diminué de 85% et celle de DMS et DML de 31% et 20% respectivement. Une relation inverse est également observée entre les doses de Pb dans la solution nutritive et la production de racines et de portions aériennes, mais pas de fruits ([Figure 27](#)). Le Pb absorbé s'accumule dans la paroi cellulaire, en particulier des racines, ce qui semble contribuer à la diminution de son effet toxique sur la plante, ainsi qu'à son transport vers les fruits ([Faquin, 2005](#)), selon [Kabata-Pendias et Pendias \(2001\)](#), le mécanisme d'exclusion du Pb est en fait le dépôt racinaire. Ce phénomène se produit en raison de la liaison du métal à des polymères organiques insolubles comme les phosphates en tant que donneurs d'électrons, formant des précipités amorphes.

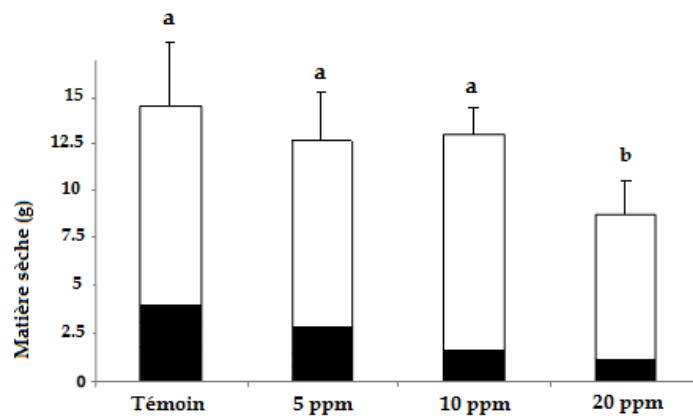
Conscient du fait que le mode de culture peut avoir une influence sur la physiologie de la plante, et éventuellement sur son métabolisme et aussi la spéciation du métal au niveau des racines. Par Exemple dans le sol [Carvalho et al. \(2009\)](#) ont analysé l'effet du Pb sur le comportement de l'haricot dans deux latosols différents (en termes de contenu d'argile et de matière organique). Le développement des haricots verts (*Phaseolus vulgaris L.*) A été évalué sous les doses de Pb de 0, 125, 250 et 500 mg, la production de la matière sèche dans les parties aérienne, diminuait avec l'augmentation de la quantité de Pb dans le deuxième type de sol, tandis que les 125 mg/l affectaient seulement modestement la production de DMAP dans le premier type de sol, la production diminuait significativement à 500 mg/l, (environ 44%).

[Carvalho et al. \(2009\)](#) ont également étudié la production de céréales, et le Pb a provoqué une réduction de 18,5% et 30% aux doses de 125 et 250 mg/l, respectivement, dans le deuxième type de sol, tandis que la production est restée presque inchangée par rapport au contrôle de traitement dans le premier type de sol, et la production de céréales s'est améliorée entre 250 et 500 mg/l pour les deux types de sols. Ces résultats concordent aussi avec [Geebelen et al. \(2002\)](#) et [Wang et al. \(2007\)](#) qui ont constaté une réduction de la longueur et du poids des pousses du haricot (*Phaseolus vulgaris L.*) et de *Bibens maximowicziana L.* après avoir augmenté les taux de Pb et l'ajout d'EDTA.

**Tableau 25:** Production de la matière sèche et indice de production relative dans les tissus végétaux des tomates cerise en présence du Pb

Concentration (ppm)	Matière sèche (poids en g)				Indice de production relatif (%)			
	DMR	DMS	DML	DMF	DMR	DMS	DML	DMF
Témoin	2.83	4.11	4.17	3.05	100	100	100	100
5	2.45	3.76	4.09	3.03	86.57	91.48	98.08	99.34
10	1.42	3.70	4.01	3.06	50.17	90.02	96.16	100.32
20	0.31	2.01	2.32	2.98	10.95	48.90	55.63	97.70

DM: matière sèche ; R : racines ; S : tige ; L : feuilles ; F : fruits



**Figure 28:** Production de la matière sèche des tomates en présence du Pb

D'après le [Tableau 25](#), la production de la matière sèche différerait considérablement entre les fractions végétales étudiées, variant de 2.45 à 0.31 g dans le système racinaire, et de 4 à 2 dans la portion aérienne et de 3.03 à 2.98 g dans les fruits pour 5 et 20 ppm respectivement. Ces données indiquent que le plomb se transloque très mal dans toutes les plantes, car il y avait une différence expressive dans la quantité de Pb trouvée dans les trois compartiments de la plante ([Figure 28](#)). Ces résultats confirment la faible translocation de Pb, même à des doses plus élevées dans les sols qu'en solution nutritive.

[Carvalho et al. \(2008, 2009\)](#) ont confirmé la faible translocation du Pb, montrant que, selon la dose appliquée dans le sol, les céréales peuvent être utilisées pour la nutrition sans risque pour la santé, en raison de la teneur insignifiante en métal dans les parties comestibles. Ces auteurs ont également attribué la faible translocation du Pb à l'encombrement stérique des chélates formés entre le Pb et les acides aminés ou substances apparentées des racines; cette hypothèse renforce le travail de [Silva et al. \(2007a, 2007b\)](#) sur la synthèse et la caractérisation de chélates à base de Pb, Cd, Zn et Cu avec de l'acide diéthylènetriaminepentacétique (DTPA), qui ont déterminé la forte gêne stérique de la structure DTPA-Pb. Cela semble justifier la difficulté du métal à monter dans la plante, car il reste partiellement complexé pour libérer des acides aminés, des protéines ou des sécrétions végétales, riches en donneurs d'électrons, comme le DTPA.

Une explication de cette découverte réside dans les propriétés périodiques de ce métal, en particulier le rayon atomique (1,81 pm) et la densité (11,3 g cm<sup>-3</sup>) ; ces facteurs reflètent la mobilité et donc l'activité du Pb. En plus de ces propriétés, [Antoniadis et al. \(2007\)](#) et [Oliveira et al. \(2009\)](#) attribuent également la faible mobilité du Pb à son électronégativité.

## Partie III: Transfert et phytoaccumulation du plomb et du chrome

### III.1. Méthodes

Les méthodes sont décrites de façon détaillée dans la partie II « Matériels et méthodes ». Nous avons utilisé 8 dispositifs biotop au total, chaque deux dispositifs sont réservés pour la même concentration (5, 10 ou 20 ppm), chaque dispositif contient soit deux plants de l'haricot vert, soit deux plants de la tomate cerise, et les deux derniers dispositifs sont réservés au témoin, et l'expérience a été réalisée en répétitions de trois. Pour avoir un produit précoce et permettre une croissance rapide des fruits, seuls trois bouquets de fleurs sont conservés, et aussi pour pouvoir faire une comparaison avec les haricots verts qui nous donnent trois récoltes. Après avoir terminé le cycle végétatif, les plants de l'haricot vert et de la tomate cerise, ont été séparés en partie aérienne (Tige et feuilles), système racinaire et fruits. Les protocoles de digestion concernant la préparation des échantillons sont les suivants:

**Eau** : les échantillons d'eau sont filtrés avec du papier filtre Whatman 40.

**Sol expérimental**: les échantillons sont séchés dans un four (105°C) pendant 24h puis broyé et homogénéisé, puis 0,2 g en bombes Téflon de 30 ml, on a ajouté 1 ml d'acide chlorhydrique (30%) - acide nitrique (65%), 3/1; V / V et 6 ml d'acide fluorhydrique Norma pur. Les bombes sont ensuite fermées et conservées pour une pré-digestion à température ambiante pendant 24 heures. Ils sont ensuite chauffés à 120 ° C pendant 4 heures dans un bain de sable thermostatique. Après refroidissement, le volume est complété à 50 ml par de l'eau bidistillée dans des tubes de dilution contenant 2,7 g d'acide borique.

**Plants des haricots verts et des tomates crise**: Les différentes parties des plantes (racines, tiges, feuilles et fruits) sont séparées, puis séchées au four à 105 ° C pendant 24 heures jusqu'à poids sec, 0,5 g d'échantillon ont été pesés dans des bombes de digestion en téflon, dans chacune desquelles 4 ml d'acide nitrique supra pur (65%) sont ajoutés avant la fermeture et les conservent pour la prédigestion à température ambiante pendant 24 heures. Les bombes sont ensuite placées dans un bain de sable à 120 ° C jusqu'à ce que les solutions deviennent claires et lucides (généralement après 24 heures). Après refroidissement, le contenu des bombes est transféré dans des tubes de dilution de 50 ml et complété à 50 ml avec de l'eau bidistillé.

Un contrôle est toujours préparé en parallèle avec les échantillons, et nous avons fait trois répétitions pour chaque échantillon.

## III.2. Evaluation de la phytoaccumulation du Pb

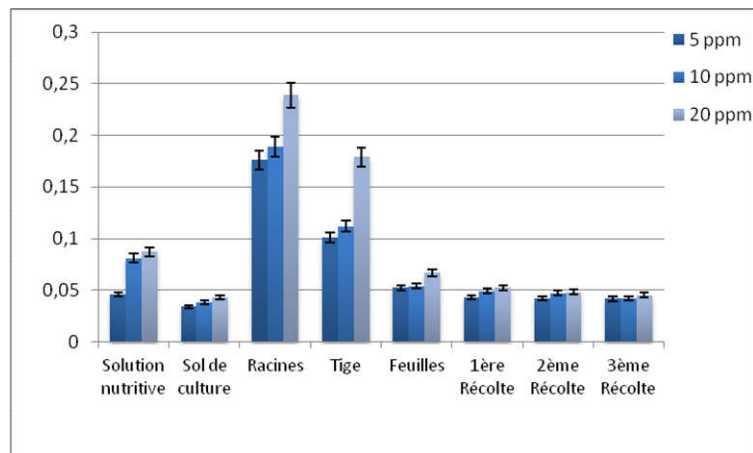
Des modèles de régression ont été créés pour estimer les concentrations de Pb dans les tissus de tomates cerise et de haricots verts en fonction de leur concentration dans la solution nutritive, et le plomb résiduel a également été déterminé dans le sol expérimental. Les résultats des précisions de prédiction de ces modèles sont résumés dans le [Tableaux 26](#) et le [Tableau 27](#); et rien n'a été détecté pour les échantillons du témoin.

Nous avons observé et conclu que pour les tomates cerise, les racines sont les plus contaminées suivies par la tige, les feuilles, et finalement les fruits ([Figure 29](#)), contrairement aux haricots verts dont les feuilles sont les plus contaminées ([Figure 30](#)). Nos résultats expérimentaux ont montré que pour les tomates cerise la majeure partie du plomb est immobilisée dans les racines et ne peut pas atteindre les fruits. C'est un fait bien connu que les racines constituent la principale voie de pénétration des ions métalliques et, selon plusieurs auteurs comme [Pendergrass et al. \(2006\)](#), le plomb s'accumule principalement dans les racines alors qu'une petite partie seulement est transportée à travers la plante jusqu'aux feuilles.

En hydroponie, comme en bioponie, il y a une surface de contact entre le plomb et les racines qui est totale, les racines baignant librement dans la solution nutritive. Le plomb passe préférentiellement au niveau de l'apex (comme le calcium), pour éviter la barrière des bandes de Caspary (qui ne sont pas encore formées à ce niveau là). Ce flux rapide et brutal de plomb vers les racines entraînerait donc un stress oxydatif important qui provoquerait le noircissement de l'apex, et l'induction des micronoyaux ([Cecchi et al., 2008](#)). En sol par contre, la surface de contact entre le plomb et les racines est beaucoup plus faible. L'arrivée du plomb est donc moins soudaine au niveau de la plante. Le stress oxydatif généré serait alors moindre, entraînant une formation moins importante de micronoyaux. De plus, la possible présence d'acides organiques pourrait faciliter le passage du plomb dans la plante sous forme chélatée, et la translocation rapide vers les parties aériennes.

**Table 26:** Modèle de régression pour les concentrations de Pb dans la solution nutritive, le sol expérimental et les tissus de tomates cerises ME: efficacité du modèle, MNAE: erreur moyenne normalisée moyenne.

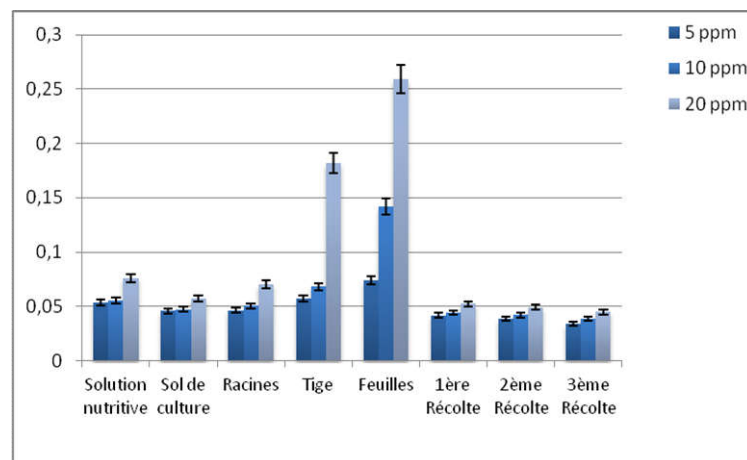
	Equation	R <sup>2</sup>	ME	MNAE	Student's t-test	
					t-value	P
5 ppm	<b>Pb</b> solution nutritive = 1.645 + 0.008 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.102 × pH	0.851	0.791	0.063	0.104	0.895
	<b>Pb</b> sol de culture = 0.106 + 0.104 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.305 × pH	0.795	0.802	0.116	0.720	0.422
	<b>Pb</b> racines = 2.566 + 0.102 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.004 × pH	0.902	0.772	0.108	0.021	0.984
	<b>Pb</b> tige = 2.212 + 0.009 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.120 × pH	0.784	0.808	0.044	0.092	0.931
	<b>Pb</b> feuilles = 1.329 + 0.016 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.143 × pH	0.877	0.864	0.101	0.936	0.392
	<b>Pb</b> 1ère Récolte = 0.433 + 0.015 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.211 × pH	0.782	0.741	0.029	0.781	0.470
	<b>Pb</b> 2ème Récolte = 0.212 + 0.120 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.061 × pH	0.829	0.670	0.359	1.174	0.293
	<b>Pb</b> 3ème Récolte = 0.101 + 0.007 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.172 × pH	0.900	0.642	0.112	1.046	0.343
	<b>Pb</b> solution nutritive = 1.933 + 0.092 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 1.002 × pH	0.811	0.830	0.071	0.137	0.911
10 ppm	<b>Pb</b> sol de culture = 0.768 + 0.067 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 1.008 × pH	0.883	0.725	0.062	0.144	0.917
	<b>Pb</b> racines = 2.899 + 0.001 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.210 × pH	0.752	0.398	0.117	1.260	0.263
	<b>Pb</b> tige = 2.540 - 0.110 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.163 × pH	0.620	0.344	0.044	0.354	0.737
	<b>Pb</b> feuilles = 1.867 + 0.005 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.212 × pH	0.901	0.838	0.062	0.436	0.681
	<b>Pb</b> 1ère Récolte = 1.233 + 0.038 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.266 × pH	0.887	0.824	0.076	0.267	0.800
	<b>Pb</b> 2ème Récolte = 1.201 + 0.082 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.009 × pH	0.846	0.811	0.104	0.143	0.428
	<b>Pb</b> 3ème Récolte = 0.893 - 0.112 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.018 × pH	0.820	0.718	0.083	0.105	0.912
	<b>Pb</b> solution nutritive = 2.322 + 0.009 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.130 × pH	0.840	0.723	0.131	0.601	0.543
	<b>Pb</b> sol de culture = 0.200 + 0.015 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.192 × pH	0.855	0.601	0.026	0.179	0.908
20 ppm	<b>Pb</b> racines = 3.121 + 0.112 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.233 × pH	0.902	0.875	0.102	0.120	0.909
	<b>Pb</b> tige = 2.082 + 0.004 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.092 × pH	0.825	0.727	0.111	0.679	0.527
	<b>Pb</b> feuilles = 2.001 - 0.078 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.086 × pH	0.831	0.846	0.312	1.472	0.201
	<b>Pb</b> 1ère Récolte = 1.124 + 0.061 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.332 × pH	0.749	0.640	0.058	0.175	0.868
	<b>Pb</b> 2ème Récolte = 0.566 + 0.027 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.140 × pH	0.782	0.741	0.029	0.781	0.470
	<b>Pb</b> 3ème Récolte = 0.201 + 0.002 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.090 × pH	0.859	0.711	0.086	0.109	0.918



**Figure 29:** Transfert de Pb de la solution nutritive au sol expérimental et aux tissus des tomates cerise.

**Table 27:** Modèle de régression pour les concentrations de Pb dans la solution nutritive, le sol expérimental et les tissus des haricots verts ME: efficacité du modèle, MNAE: erreur moyenne normalisée moyenne.

	Equation	R <sup>2</sup>	ME	MNAE	Student's t-test	
					t-value	P
5 ppm	<b>Pb</b> solution nutritive = 1.457-0.008 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.018 × pH	0.788	0.732	0.081	0.203	0.922
	<b>Pb</b> sol de culture = - 1.422+ 0.082 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.532	0.499	0.091	0.712	0.526
	<b>Pb</b> racines = 1.147+ 0.101 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.697	0.565	0.080	0.730	0.498
	<b>Pb</b> tige = 1.449 + 0.105 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.859	0.711	0.086	0.109	0.918
	<b>Pb</b> feuilles = 2.312+ 0.012 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.840	0.449	0.032	0.480	0.652
	<b>Pb</b> 1ère Récolte = - 1.151 - 0.078 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.766	0.301	0.086	0.292	0.782
	<b>Pb</b> 2ème Récolte = - 1.324+ 0.102 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.873	0.489	0.103	0.076	0.942
	<b>Pb</b> 3ème Récolte = - 1.676+ 0.035 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.506	0.405	0.098	0.756	0.484
	<b>Pb</b> solution nutritive = 2.203+ 0.002 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.732	0.615	0.043	1.142	0.412
10 ppm	<b>Pb</b> sol de culture = 0,677 + 0.006 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.736	0.623	0.057	0.744	0.356
	<b>Pb</b> racines = 1.552 + 0.110 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.750	0.656	0.079	0.816	0.452
	<b>Pb</b> tige = 1.807+ 0.067 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.873	0.847	0.068	0.673	0.531
	<b>Pb</b> feuilles = 2.523+ 0.008 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.862	0.694	0.049	1.116	0.315
	<b>Pb</b> 1ère Récolte = - 1.021- 0.005 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.741	0.649	0.064	0.131	0.901
	<b>Pb</b> 2ème Récolte = 0.675+ 0.039 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.696	0.675	0.063	0.753	0.486
	<b>Pb</b> 3ème Récolte = 0. 270+ 0.061 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.633	0.321	0.084	1.172	0.294
	<b>Pb</b> solution nutritive = 2,087+ 0.111 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.830	0.833	0.156	0.322	0.921
	<b>Pb</b> sol de culture = 1,950+ 0.023 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.795	0.877	0.051	0.533	0.430
20 ppm	<b>Pb</b> racines = 1.927+ 0.092 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.851	0.870	0.082	0.589	0.581
	<b>Pb</b> tige = 2.121+ 0.054 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.902	0.875	0.167	0.120	0.909
	<b>Pb</b> feuilles = 3.251+ 0.003 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.825	0.727	0.311	0.679	0.527
	<b>Pb</b> 1ère Récolte = 1.739 + 0.102 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.831	0.846	0.104	1.472	0.201
	<b>Pb</b> 2ème Récolte = 0.722+ 0.009 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.749	0.640	0.058	0.175	0.868
	<b>Pb</b> 3ème Récolte = 0.488+ 0.006 × <b>Pb</b> <sub>NS</sub> - 1.101 × pH	0.782	0.741	0.029	0.781	0.470



**Figure 30:** Transfert de Pb de la solution nutritive au sol expérimental et aux tissus des haricots verts.

Les résultats ont montré que les espèces étudiées transféraient le Pb de la racine aux fruits; le Pb résiduel a donc été détecté dans tous les tissus végétaux (racines, tige, feuilles et fruits). Il a également été constaté que les concentrations étaient les plus faibles dans les haricots verts et les plus élevées dans les plants de tomates cerises pour 5 et 10 ppm, mais l'inverse a été remarqué pour 20 ppm, le haricot vert a révélé une teneur en Pb significativement plus élevée. Pour la tomate cerise, le contenu en Pb dans la solution nutritive est toujours supérieur à celui des feuilles, mais toujours beaucoup plus faible que celui des racines et de la tige, tandis que le contenu de la solution nutritive pour les haricots verts est plus élevé que celui des racines et de la tige, mais inférieur à celui de feuilles, cela indique que les deux plantes expérimentales n'ont pas absorbé la totalité de la quantité biodisponible dans la solution nutritive.

La concentration de Pb dans les différents tissus de la tomate cerise a montré que le Pb s'accumulait dans les racines des plantes plutôt que dans les autres tissus. Pendant ce temps, les plus fortes concentrations de Pb pour les haricots verts ont été trouvées dans les feuilles des plantes. Il est important de noter que la teneur en plomb de la 1ère récolte est potentiellement disponible, indiquant ainsi une forte incorporation du métal des racines aux parties aériennes, mais les fruits restent les tissus qui ont accumulé la plus faible concentration de Pb, en particulier les haricots verts. Le  $R^2$  pour tous les modèles était élevé et variait entre 0,506 et 0,902. Les valeurs d'efficacité du modèle (ME) variaient entre 0,301 et 0,875, et une moyenne faible erreur moyenne normalisée (MNAE), indique un bon ajustement du modèle de régression.

Ces résultats ont montré que la concentration de Pb dans les racines dépendait de la biodisponibilité du Pb dans la solution nutritive, comme démontré par [Salazar \*et al\*, \(2016\)](#) ; [Zhang \*et al\*, \(2016\)](#). Nos modèles développés présentaient une erreur moyenne normalisée (MNAE) faible comprise entre 0,026 et 0,359. Selon [Hough \*et al\*, \(2004\)](#), un MNAE inférieur ou égal à 0,50 indique que la concentration du modèle se situe dans une plage similaire aux valeurs mesurées. De plus, ils ont rapporté que les corrélations entre les valeurs mesurées et prédites, avec un MNAE faible, indiquaient un bon ajustement du modèle, ces résultats cohérents avec la conclusion de [Eid \*et al\*, \(2019\)](#) pour les fèves (même famille que les haricots verts), et contrastaient avec les études de [Lopes \*et al\*, \(2012\)](#) , dans lequel aucune corrélation significative ou médiocre n'a été obtenue entre les concentrations dans les métaux traces des plantes et du sol, les raisons possibles du  $R^2$  relativement faible expliqué par les modèles en raison du nombre relativement faible de répliques par rapport aux études précédentes. En ce qui concerne l'extraction totale de plomb par plante et sa répartition entre les organes végétaux, la tomate cerise a extrait plus de Pb que le haricot vert pour 5 ppm et 10 ppm, tandis que l'inverse a été constaté pour 20 ppm, la différence entre les espèces s'est concentrée dans les racines et feuilles, l'extraction du plomb par la tige et les récoltes étant similaires.

La répartition du plomb entre les organes a montré que pour tous les traitements, le Pb résidait principalement en 1ère et 2ème récolte pour les deux espèces. D'une part, la teneur en plomb dans les différentes parties de la plante des haricots verts diminue dans les racines,

avec une concentration croissante, mais une augmentation des feuilles, semblable à [Guotao et al., \(2019\)](#) découverte qui a démontré que le chrome était transporté vers les feuilles et réduit l'accumulation dans les racines, l'inverse a été trouvé pour la tomate cerise, les auteurs ont constaté que le Pb était principalement distribué dans les racines du riz, suivi des pailles et des grains ([Junxing et al., 2016](#)).

Généralement, le gradient des concentrations du plomb dans la plante diminue dans l'ordre: racines> feuilles> graines, mais il existe quelques différences les espèces. Dans la betterave rouge, la citrouille des champs, la chicorée, haricot commun, chou blanc et panais au maximum Une teneur en Pb a été trouvée dans les feuilles ([Huang et Cunningham, 1996](#)).

### **III.3. Evaluation de la phytoaccumulation du Cr**

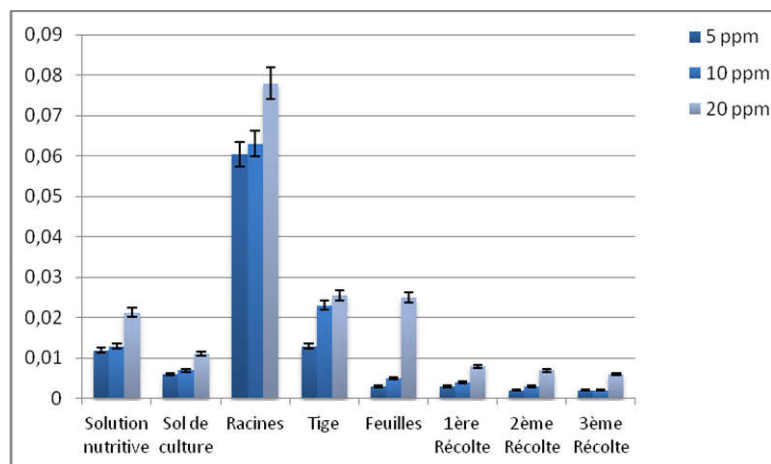
Deux modèles de régression ont été créés pour estimer les concentrations de Cr dans les tissus de tomates cerise et de haricots verts en fonction de leur concentration dans la solution nutritive, et le Cr résiduel a également été déterminé dans le sol expérimental. Les résultats des précisions de prédiction de ces modèles sont résumés dans le [Tableau 28](#) et le [Tableau 29](#); et rien n'a été détecté pour les échantillons de contrôle.

Les résultats ont montré que pour les deux espèces, les haricots verts et les tomates cerise, le Cr a été détecté dans tous les tissus végétaux (racines, tige, feuilles et fruits). Il a également été constaté que les concentrations étaient les plus faibles dans les haricots verts et les plus élevées dans les plants de tomates cerise pour les trois concentrations, les plants des tomates cerise ont révélé une teneur en Cr significativement plus élevée ([Figure 31](#)). Pour la tomate cerise, le contenu en Cr dans la solution nutritive est toujours supérieur à celui des feuilles, mais toujours beaucoup plus faible que celui des racines et de la tige, tandis que le contenu de la solution nutritive pour les haricots verts est plus faible que celui des racines et de la tige et des feuilles, cela indique que les plants des haricots verts ont absorbé presque la totalité de la quantité du Cr biodisponible dans la solution nutritive.

La concentration du Cr dans les différents tissus des deux espèces a montré que le Cr s'accumulait dans les racines plutôt que dans les autres tissus. Cependant les fruits restent les tissus qui ont accumulé la plus faible concentration de Cr, sauf pour la première récolte des haricots verts la teneur enregistré été plus élevée que celle de la tige pour la même concentration (20 ppm) ([Figure 32](#)). Le  $R^2$  pour tous les modèles était élevé et variait entre 0,709 et 0,940. Les valeurs d'efficacité du modèle (ME) variaient entre 0,665 et 0,871, et une faible erreur moyenne normalisée (MNAE), indique un bon ajustement du modèle de régression.

**Table 28:** Modèle de régression pour les concentrations de Cr dans la solution nutritive, le sol expérimental et les tissus de tomates cerises ME: efficacité du modèle, MNAE: erreur moyenne normalisée moyenne.

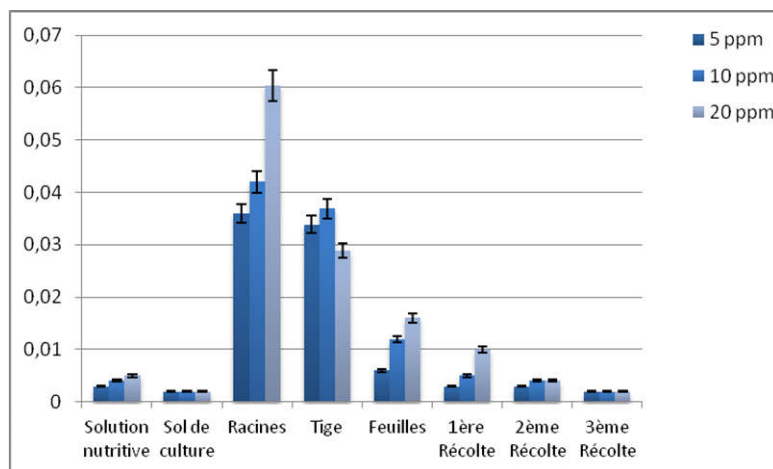
	Equation	R <sup>2</sup>	ME	MNAE	Student's t-test	
					t-value	P
5 ppm	<b>Pb</b> <i>solution nutritive</i> = 1.271+ 0.107 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 1.101 × pH	0.760	0.676	0.124	0.088	0.812
	<b>Pb</b> <i>sol de culture</i> = 0.030+ 0.083 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.043 × pH	0.815	0.830	0.115	0.623	0.870
	<b>Pb</b> <i>racines</i> = 1.382+ 0.092 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.172 × pH	0.812	0.665	0.124	0.165	0.935
	<b>Pb</b> <i>tige</i> = 1.311-0.105 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.212 × pH	0.733	0.782	0.109	0.154	0.857
	<b>Pb</b> <i>feuilles</i> = 1.190 + 0.113 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.330 × pH	0.816	0.871	0.105	0.170	0.944
	<b>Pb</b> <i>1ère Récolte</i> = 0.185 + 0.130 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.320 × pH	0.903	0.704	0.230	1.103	0.767
	<b>Pb</b> <i>2ème Récolte</i> = 0.142-0.112 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.214 × pH	0.934	0.837	0.165	1.105	0.709
	<b>Pb</b> <i>3ème Récolte</i> = 0.048+ 0.033 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.514 × pH	0.789	0.865	0.207	0.482	0.670
	<b>Pb</b> <i>solution nutritive</i> = 1.361 - 0.023 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.302 × pH	0.870	0.730	0.085	0.620	0.781
10 ppm	<b>Pb</b> <i>sol de culture</i> = 0.120+ 0.009 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.218 × pH	0.709	0.672	0.078	0.162	0.870
	<b>Pb</b> <i>racines</i> = 1.401+ 0.113 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 1.320 × pH	0.844	0.785	0.107	0.150	0.830
	<b>Pb</b> <i>tige</i> = 1.381+ 0.007 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.114 × pH	0.726	0.812	0.093	0.611	0.912
	<b>Pb</b> <i>feuilles</i> = 1.352+ 0.066 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.151 × pH	0.754	0.733	0.098	0.118	0.598
	<b>Pb</b> <i>1ère Récolte</i> = 0.201+ 0.081 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.217 × pH	0.803	0.845	0.097	0.512	0.740
	<b>Pb</b> <i>2ème Récolte</i> = 0.152+ 0.053 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 1.113 × pH	0.858	0.784	0.094	0.302	0.910
	<b>Pb</b> <i>3ème Récolte</i> = 0.100+ 0.043 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.311 × pH	0.740	0.833	0.111	0.231	0.680
	<b>Pb</b> <i>solution nutritive</i> = 1.461+ 0.115 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.512 × pH	0.823	0.766	0.123	0.320	0.760
	<b>Pb</b> <i>sol de culture</i> = 0.412+ 0.104 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.247 × pH	0.940	0.834	0.084	0.430	0.712
20 ppm	<b>Pb</b> <i>racines</i> = 1.521 + 0.077 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.533 × pH	0.835	0.760	0.081	0.106	0.845
	<b>Pb</b> <i>tige</i> = 1.515-0.082 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.406 × pH	0.797	0.870	0.201	0.319	0.907
	<b>Pb</b> <i>feuilles</i> = 1.449+ 0.055 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.401 × pH	0.871	0.844	0.212	0.092	0.785
	<b>Pb</b> <i>1ère Récolte</i> = 0.310+ 0.101 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.322 × pH	0.923	0.765	0.104	1.005	0.846
	<b>Pb</b> <i>2ème Récolte</i> = 0.271+ 0.183 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 1.114 × pH	0.844	0.770	0.110	0.320	0.956
	<b>Pb</b> <i>3ème Récolte</i> = 0.202- 0.054 × <b>Pb</b> <i>SN</i> - 0.502 × pH	0.904	0.832	0.106	0.212	0.930



**Figure 31:** Transfert de Cr de la solution nutritive au sol expérimental et aux tissus des tomates cerise.

**Table 29:** Modèle de régression pour les concentrations de Cr dans la solution nutritive, le sol expérimental et les tissus des haricots verts ME: efficacité du modèle, MNAE: erreur moyenne normalisée moyenne.

	Equation	R <sup>2</sup>	ME	MNAE	Student's t-test	
					t-value	P
5 ppm	<b>Pb</b> solution nutritive = 1.18+ 0.004 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.240 × pH	0.901	0.860	0.083	1.115	0.938
	<b>Pb</b> sol de culture = 0.03+ 0.051 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 2.079× pH	0.782	0.766	0.211	0.720	0.981
	<b>Pb</b> racines = 1.23+ 0.160 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.383 × pH	0.734	0.862	0.048	0.033	0.730
	<b>Pb</b> tige = 1.20-0.120 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.340 × pH	0.866	0.840	0.102	0.099	0.931
	<b>Pb</b> feuilles = 1.17+ 0.082 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 1.151 × pH	0.904	0.751	0.144	0.822	0.892
	<b>Pb</b> 1ère Récolte = 0.06 + 0.113 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.117× pH	0.814	0.665	0.067	0.618	0.840
	<b>Pb</b> 2ème Récolte = 0.04-0.023× <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.233 × pH	0.788	0.870	0.270	0.177	0.551
	<b>Pb</b> 3ème Récolte = 0.02+ 0.067 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.250 × pH	0.918	0.814	0.117	0.066	0.877
	<b>Pb</b> solution nutritive = 0.202 - 0.006 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.802 × pH	0.756	0.670	0.093	0.514	0.823
10 ppm	<b>Pb</b> sol de culture = 1.026+ 0.022× <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.320 × pH	0.834	0.834	0.089	0.320	0.870
	<b>Pb</b> racines = 1.531+ 0.250 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 1.030 × pH	0.766	0.656	0.076	0.322	0.732
	<b>Pb</b> tige = 1.504+ 0.093 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.240 × pH	0.840	0.799	0.112	0.340	0.817
	<b>Pb</b> feuilles = 1.371+ 0.041 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.155 × pH	0.780	0.735	0.124	0.632	0.914
	<b>Pb</b> 1ère Récolte = 0.250+ 0.007 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.321× pH	0.688	0.812	0.105	0.176	0.930
	<b>Pb</b> 2ème Récolte = 0.221+ 0.065 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.217 × pH	0.902	0.899	0.093	0.145	0.817
	<b>Pb</b> 3ème Récolte = 0.119+ 0.0301 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.213 × pH	0.855	0.844	0.069	1.117	0.581
	<b>Pb</b> solution nutritive = 2.101+ 0.017× <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.172 × pH	0.763	0.835	0.073	0.546	0.555
	<b>Pb</b> sol de culture = 0.200+ 0.060× <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.281 × pH	0.891	0.730	0.112	0.154	0.871
20 ppm	<b>Pb</b> racines = 2.143 + 0.033 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.524× pH	0.840	0.724	0.074	0.360	0.954
	<b>Pb</b> tige = 1.981-0.102× <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.312 × pH	0.914	0.881	0.087	0.521	0.680
	<b>Pb</b> feuilles = 1.774+ 0.044 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.380× pH	0.760	0.830	0.231	1.330	0.623
	<b>Pb</b> 1ère Récolte = 0.327+ 0.032× <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.424× pH	0.855	0.793	0.315	0.658	0.630
	<b>Pb</b> 2ème Récolte = 0.205+ 0.100 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 1.092 × pH	0.802	0.870	0.082	0.109	0.890
	<b>Pb</b> 3ème Récolte = 0.102- 0.821 × <b>Pb</b> <sub>SN</sub> - 0.206 × pH	0.741	0.824	0.075	0.320	0.810



**Figure 32:** Transfert de Cr de la solution nutritive au sol expérimental et aux tissus des haricots verts.

Dans les plants des haricots, seulement 0,1% du Cr accumulé a été trouvé dans les fruits contre 98% dans les racines (Huffman et Allaway, 1973a). La raison de l'accumulation élevée dans les racines des plantes pourrait être due au fait que le Cr est immobilisé dans les vacuoles des cellules racinaires, le rendant ainsi moins toxique, ce qui peut être une réponse de toxicité naturelle de la plante (Shanker *et al.*, 2004a). Dans les sols non calcaires amendé par le Cr (III), la translocation de Fe, Zn et Mo aux plants de haricot a diminué (Wallace *et al.*, 1976). En revanche, d'autres travailleurs ont fourni du Cr (III) ou sous forme de déchets de tannerie aux sols et ont constaté une amélioration de la disponibilité et de l'absorption du Fe par les plantes (Cary *et al.*, 1977a, b; Barcelo *et al.*, 1993). Le Cr (III) est absorbé et retenu passivement par les sites d'échange de cations de la paroi cellulaire (Shanker *et al.*, 2004).

Le Cr (III) est cinétiquement inerte, sa toxicité serait due à des effets indirects tels que des changements de pH et / ou une inhibition du transport ionique. En revanche Sharma et Mehrotra, (1993) ont constaté que le chrome hexavalent Cr (VI), a un effet défavorable sur la croissance et le développement des plantes qui pourrait être une grave altération de l'absorption des nutriments minéraux et de l'eau conduisant à une carence dans la pousse. De plus, le mécanisme normal d'absorption sélective des nutriments inorganiques peut avoir été détruit par des dommages oxydatifs, permettant ainsi à de plus grandes quantités de Cr (VI) de pénétrer dans les racines passivement et une translocation supplémentaire de Cr (VI) provoquant des dommages oxydatifs au photosynthétique et l'appareil mitochondrial se traduisant finalement par une mauvaise croissance, Srivastava *et al.*, (1999a), Jain *et al.*, (2000) ont également observé des réductions de 32 à 57% de la germination des bourgeons de canne à sucre en présence du Cr(VI) à 20 et 80 ppm, respectivement.

Dans le contexte de la dépollution des sols, Srivastava *et al.*, (1999a) ont observées qu'en présence de concentrations croissantes d'acide organique, le Cr (III) s'est accumulé d'une façon significative dans les plants de maïs, Les mycorhizes et les acides organiques (citriques et oxaliques) joueraient un rôle important dans la phytoremédiation des sols contaminés au Cr en améliorant l'absorption de Cr et en augmentant la translocation des pousses (Chen *et al.*, 1994; Davies *et al.*, 2001).

## Partie IV: Translocation et bioconcentration

Le potentiel des plantes à absorber le Cr et le Pb de la solution nutritive, est souvent estimée en utilisant le facteur de phytoextraction ou le facteur de transfert  $t$  (Cui *et al.*, 2004; Chojnacka *et al.*, 2005). Ce facteur est affecté par le métal en question, le pH de la solution, ainsi que par le génotype des plantes, ce facteur est calculé en utilisant la relation suivante.

$$t = \text{métal total dans la plante} / \text{métal en solution}$$

L'indice de translocation (TI) donne la capacité des espèces à déplacer le Cr et le Pb de la racine vers la partie aérienne (Yoon *et al.*, 2006):

$$TI = [DMS+DML / (DMR+ DMS+ DML+DMF)] \times 100$$

$$TI = [DMF / (DMR+ DMS+DML+DMF)] \times 100$$

## IV.1. Indice de translocation (TI)

### I.1.1. Teneur en Cr et translocation dans les haricots verts et les tomates cerise

L'indice de translocation (TI) indique la quantité de métal transloquée des racines à la portion aérienne et aux fruits, on peut conclure que le Cr se déplace très mal dans tous les plants de l'haricot vert, étant donné la différence significative de contaminant trouvée dans les trois compartiments de la plante, pour les parties aériennes, plus la concentrations augmente plus la quantité du Cr transloquée diminue avec 42.96%, 38.88, 27.18%, , contrairement au feuilles et aux fruits dont la concentrations augmente avec 7.60 %; 12.64 % ; 9.40%, pour les feuilles et 3.80% ; 4.21% ; 6.58% pour les fruits, pour 5, 10 et 20 ppm respectivement. Le plus grand indice de translocation enregistré pour les fruits a été calculée à la concentration de 20 ppm (6,58%), suivie des doses 10 ppm (4,21%), et 5 ppm (3,80%). La plus grande translocation aux fruits a été trouvée pour la grande concentration appliquée (20 ppm), diminuant avec la diminution de la disponibilité du métal. Le facteur de transfert t présentait une relation directe avec TI pour les fruits (0.75) (Tableau 30).

L'absorption du Cr par les plants des tomates cerise comme illustré dans le Tableau 31, montre que pour les parties aérienne (Tige et feuilles) plus la concentrations augmente plus la quantité du Cr transloquée augmente avec 16.47%, 24.46% et 18.87 pour la tige, et 3.83%, 5.31%, 18.43% pour les feuilles, pour 5, 10 et 20 ppm respectivement. Le plus grand indice de translocation enregistré pour les fruits a été calculée à la concentration de 20 ppm (5,16%), suivie des doses 10 ppm (3,19%), et 5 ppm (2,55%). La plus grande translocation aux fruits a été trouvée pour la grande concentration appliquée (20 ppm), diminuant avec la diminution de la disponibilité du métal. Le facteur de transfert t présentait une relation directe avec TI pour les fruits (0.73).

**Tableau 30:** Translocation du Cr dans les plants des haricots verts.

Concentration (ppm)	Teneur (mg/kg)				TI (%)			
	Racines	Tige	Feuilles	Fruits	Tige	Feuilles	Fruits	t (%)
Témoin	0	0	0	0	0	0	0	0
5	0.036	0.0339	0.006	0.003	42.96	7.60	3.80	1.19
10	0.042	0.0369	0.012	0.004	38.88	12.64	4.21	1.25
20	0.0604	0.0289	0.010	0.007	27.18	9.40	6.58	0.75

TI: Translocation index, t: transfer factor. Significant data at 5% of probability according to the Tukey test.

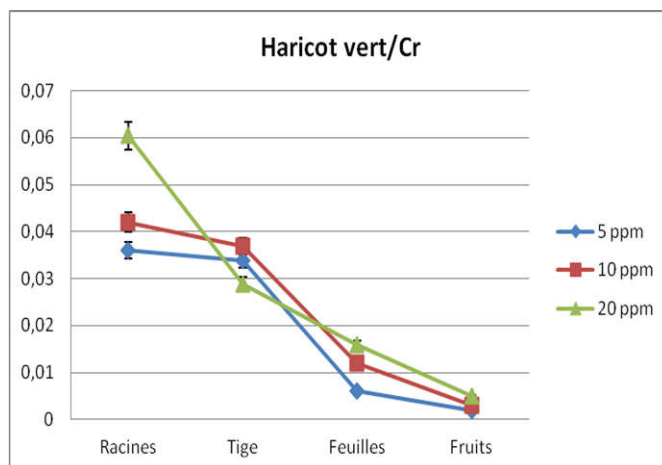
**Tableau 31:** Translocation du Cr dans les plants des tomates cerise.

Concentration (ppm)	Teneur (mg/kg)				TI (%)			
	Racines	Tige	Feuilles	Fruits	Tige	Feuilles	Fruits	t (%)
Témoïn	0	0	0	0	0	0	0	0
5	0.0604	0.0129	0.003	0.002	16.47	3.83	2.55	0.29
10	0.063	0.023	0.005	0.003	24.46	5.31	3.19	0.49
20	0.078	0.0256	0.025	0.007	18.87	18.43	5.16	0.73

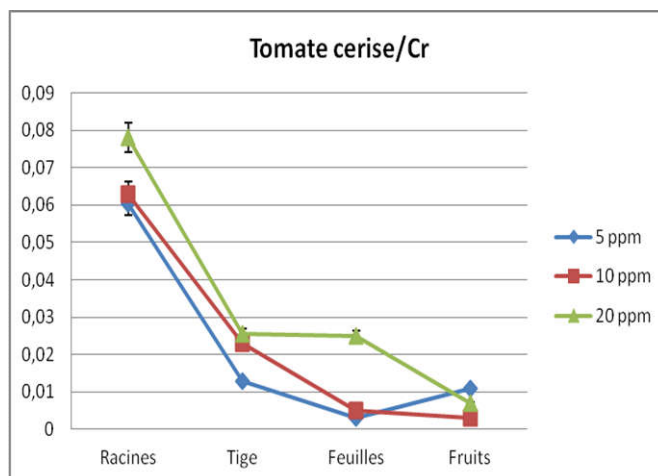
TI: Translocation index, t: transfer factor. Significant data at 5% of probability according to the Tukey test.

Plus la valeur t est élevée, plus le potentiel phytoextracteur est efficace, cependant, sur la base de ces critères, le haricot et la tomate ne pouvait pas être considéré comme un phytoextracteur à potentiel élevé, car les valeurs de t obtenues étaient inférieures à 1,7 (Paiva *et al.*, 2002). Les chercheurs ont découvert que l'augmentation de la charge en xylème est le principal facteur affectant l'absorption et la translocation des oligo-éléments de la racine à la pousse. Après absorption par les poils des racines, le chrome est mal transporté vers les autres parties de la plante. Il est stocké principalement dans les racines comme protection essentielle, rendant la phytoextraction difficile pour certaines plantes comme les haricots (Wang *et al.*, 2015).

La nutrition minérale altérée due à la toxicité au Cr a été corrigée par l'application d'une inoculation mycorhizienne. Khan, (2001) a signalé le potentiel des mycorhizes dans la protection des espèces d'arbres dont l'acacia contre les effets nocifs des métaux lourds et de la Karagiannidis et Hadjisavva (1998) ont étudié l'effet du champignon *mycorhizien arbusculaire* sur la croissance, le rendement et l'absorption d'éléments nutritifs du blé dur et ont rapporté que le champignon augmentait le rendement du blé et diminuait simultanément la teneur en Cr de la plante. Dans une étude sur les effets du Cr sur l'absorption et la distribution des micronutriments (Fe, Mn, Cu et Zn) dans le soja et le maïs mycorhizien en culture sur sable, Davies *et al.*, (2001) ont constaté que le même champignon améliorait la capacité des plants de tournesol à tolérer le Cr. Le glutathion et les acides aminés libres sont connus pour induire une tolérance aux métaux lourds respectivement par une action antioxydante et une activité de chélation des métaux (Rauser, 1999) (Figure 33 et 34).



**Figure 33 :** Translocation du Cr dans les haricots verts



**Figure 34 :** Translocation du Cr dans les tomates cerise

### I.1.2. Teneur en Pb et translocation dans les haricots verts et les tomates cerise

La quantité de plomb absorbée par les plants des haricots verts dépendait de sa concentration dans la solution nutritive, comme indiqué dans le [Tableau 32](#). D'après les résultats le plomb se transloque très mal dans les plantes, car il y avait une différence expressive dans la quantité de Pb trouvée dans les trois compartiments des plantes, pour la tige, plus la quantité du Cr transloquée diminue de 26.51% pour 5 ppm à 22.59% pour 10 ppm et puis augmente avec 32.55 pour 20 ppm, pour les feuilles la quantité du Cr transloquée augmente de 34.41% pour 5 ppm à 47.17% pour 10 ppm et puis diminue avec 46.33 pour 20 ppm. Le plus grand indice de translocation enregistré pour les fruits a été calculée à la plus faible concentration (17,67%), suivie des doses 10 ppm (13,62%), et 20 ppm (8,58%).

La plus grande translocation aux fruits a été trouvée pour la plus faible concentration appliquée (5 ppm), diminuant avec la l'augmentation de la disponibilité du métal (Figure 36) L'absorption du Pb par les haricots verts par les racines était inférieure à celle des feuilles et de la tige, autres preuves indiquant que le Cr a été transféré dans les feuilles et la tige était indiquée par les valeurs du TI qui dépasse 2, pour les trois concentrations. Pour les tomates cerise Tableau 32, Le transfert du Pb de la solution nutritive aux plantes était pratiquement total pour les trois concentrations (5, 10 et 20 ppm). Eid *et al*, (2019) ont également quantifié le contenu de Pb les concentrations les plus élevées d'Al, de Co et de Pb ont été trouvées dans les feuilles des plants de la fève, par contre la concentration moyenne la plus élevée de métaux traces dans les racines a été enregistrée pour Fe, suivie de Mn, Cr, Zn, Ni et Cu.

**Tableau 32:** Translocation du Pb dans les plants des haricots verts.

Concentration (ppm)	Teneur (mg/kg)				TI (%)			
	Racines	Tige	Feuilles	Fruits	Tige	Feuilles	Fruits	t (%)
Témoin	0	0	0	0	0	0	0	0
5	0,046	0,057	0,074	0.038	26.51	34.41	17.67	3.67
10	0,050	0,068	0,142	0.041	22.59	47.17	13.62	5.02
20	0,07	0,182	0,259	0.048	32.55	46.33	8.58	6.98

TI: Translocation index, t: transfer factor. Significant data at 5% of probability according to the Tukey test.

**Tableau 33:** Translocation du Pb dans les plants des tomates cerise.

Concentration (ppm)	Teneur (mg/kg)				TI (%)			
	Racines	Tige	Feuilles	Fruits	Tige	Feuilles	Fruits	t (%)
Témoin	0	0	0	0	0	0	0	0
5	0,176	0,101	0,0522	0.042	27.20	14.06	11.31	1.10
10	0,189	0,112	0,054	0.0459	27.93	13.46	11.44	1.12
20	0,239	0,179	0,067	0.0485	33.52	12.55	9.09	1.23

TI: Translocation index, t: transfer factor. Significant data at 5% of probability according to the Tukey test.

Nos résultats expérimentaux indiquent que les facteurs de transfert pour les tomates et les haricots augmentent avec l'augmentation des niveaux de plomb dans la solution nutritive. Ceci est en désaccord avec les résultats rapportés par Cecchi *et al*, (2008); Zheng *et al*, (2007); Wang *et al*, (2006) ou Dudka *et al* (1996), dans les légumes (tomates et fèves) poussant dans des sites contaminés. Il est suggéré que les concentrations élevées de métaux dans le sol empêchent le transfert des métaux des sols aux légumes, selon Cecchi *et al*, (2008) les tomates ont montré un faible facteur de translocation (<1), mettant l'accent sur l'immobilisation du métal dans les racines, avec un transport très limité vers les pousses et les feuilles, c'est-à-dire une stratégie d'exclusion (Baker, 1981). Cela pourrait être lié à la saturation des sites d'adsorption dans les racines ou pourrait indiquer le développement par les

plantes d'une certaine tolérance à la toxicité des métaux. Les plantes peuvent limiter l'absorption de métaux par séquestration de phytochélatine ou accumulation de métaux dans certains compartiments cellulaires (Patra *et al.*, 2004). Ceci peut suggérer une différence dans la spéciation du plomb au niveau des racines. En effet, si le plomb n'est pas sous la même forme dans le cas du sol ou de l'hydroponie, il est possible que la translocation soit modifiée. Selon Liu *et al.*, (2005), 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. De très nombreuses études démontrent l'efficacité de l'application de ligands synthétiques tels que l'EDTA ou le DTPA qui provoquent une augmentation du plomb prélevé par les plantes (Vassil *et al.*, 1998 ; Hammer et Keller, 2002 ; Ruley *et al.*, 2006 ; Cui *et al.*, 2007). Vassil *et al.*, (1998) démontrent que l'EDTA chélate le plomb à l'extérieur de la plante, puis que le complexe Pb/EDTA est transporté à travers la plante, via le xylème, puis s'accumule dans les feuilles. Cette présence de complexes Pb/EDTA dans des feuilles a été démontrée par Sarret *et al.*, (2001) chez *Phaseolus vulgaris*. Les mécanismes mis en jeu dans le prélèvement des chélates par la plante ne sont pas complètement élucidés, ce complexe étant trop gros pour diffuser à travers les membranes. Il est suggéré que ces chélates pénètrent par des zones qui ne sont pas encore subérisées, ou bien par des cassures qui pourraient exister dans l'endoderme, au niveau des bandes de Caspary (Vassil *et al.*, 1998 ; Lestan *et al.*, 2007). Après avoir pénétré dans l'endoderme, les complexes Pb/EDTA peuvent passer dans le xylème et suivre le flux transpiratoire (Vassil *et al.*, 1998 ; Tatar *et al.*, 1999). Certaines études démontrent que les acides organiques de faible poids moléculaires exsudés par les racines des plantes pourraient jouer le même rôle que les molécules synthétiques. En effet, ces molécules peuvent modifier de façon significative les propriétés physicochimiques de la rhizosphère, par acidification, chélation, précipitation ou réactions d'oxydo-réduction (Marschner, 1995 ; Ruley *et al.*, 2006 ; Evangelou *et al.*, 2007). Ceci peut en conséquence modifier les caractéristiques du plomb initialement adsorbé sur différents constituants du sol. Ces acides organiques tels que l'acide malique, citrique, tartrique, oxalique, pourraient donc provoquer des réactions de dissolution, puis former des complexes solubles Pb/Acide organique plus mobiles et biodisponibles (Renella *et al.*, 2004 ; Cui *et al.*, 2007). Ces complexes pourraient alors également pénétrer dans l'endoderme, puis être transloqués des racines vers les feuilles, via la sève.

Il est possible que lors d'exposition en hydroponie, la sécrétion de ces acides organiques soit différente. En effet, en milieu liquide, l'aération des racines ainsi que la disponibilité des éléments nutritionnels sont extrêmement différents par rapport au milieu solide qu'est le sol (Jones, 1998). Ceci pourrait expliquer les différences de translocation observées.

Des auteurs tels que Halim *et al.*, (2003) ou 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. Les racines des plantes exposées aux lixiviats présentaient des apex racinaires légèrement brunis. Ces symptômes visibles peuvent être les témoins d'une altération de processus physiologiques au sein des racines, qui n'aurait pas lieu dans le cas d'un contact direct avec le sol.

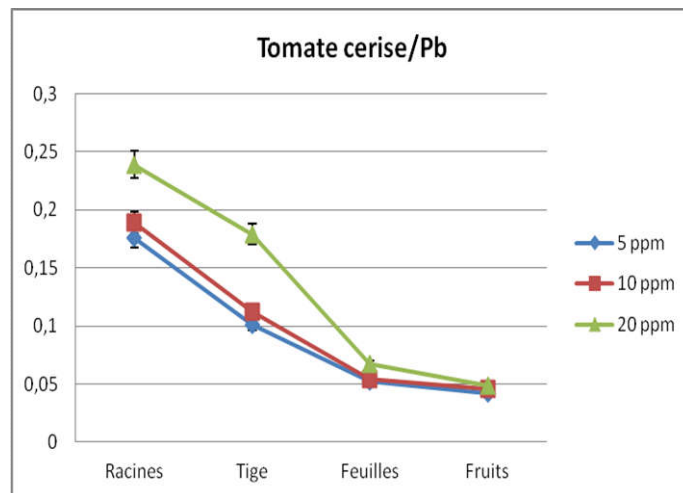


Figure 35 : Translocation du Pb dans les tomates cerise

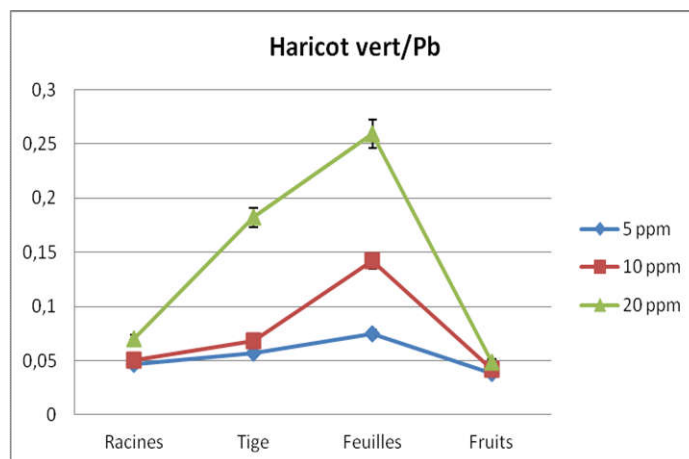


Figure 36 : Translocation du Pb dans les haricots verts

## IV. 2. Facteur de bioconcentration

Le facteur de bioconcentration (BCF) a été utilisé pour déterminer la quantité de métaux lourds absorbée par la plante du sol. C'est un indice de la capacité de la plante à accumuler un métal particulier par rapport à sa concentration dans le sol et est calculé en utilisant la formule (MacFarlane *et al.*, 2007):

$$BCF = \frac{\text{Concentration du métal dans les tissus de la plante entière}}{\text{Concentration initiale de métal dans le substrat, ou la solution nutritive}}$$

La capacité des plants de l'haricot vert et de la tomate cerise à absorber soit le Pb ou le Cr de la solution nutritive n'était pas visible même à une forte concentration 20 ppm. Cependant, Plus la valeur BCF est élevée, plus l'installation est appropriée pour phytoextraction (Blaylock *et al.*, 1997). Les valeurs BCF > 2 étaient considérées comme des valeurs élevées (Mellem *et al.*, 2009). Dans notre étude la capacité des plantes à déplacer les deux métaux des racines vers les parties aériennes étaient limités avec une valeur de BCF < 2. L'étude a également montré que la majeure partie du Cr et du Pb est stockée dans les racines et très peu est transférée vers les parties aériennes sauf pour l'absorption du Pb par les plants des haricots vert la teneur la plus élevée à été trouvé dans les feuilles. Contrairement aux résultats de Pereira *et al.*, (2010) qui ont constaté que l'haricot rouge peut être considéré comme une plante potentielle pour la phytoextraction du Pb des sols par son rendement élevé en matière sèche, même lorsqu'il est cultivé dans des sols à forte concentration en Pb (1200 et 2400 ppm).

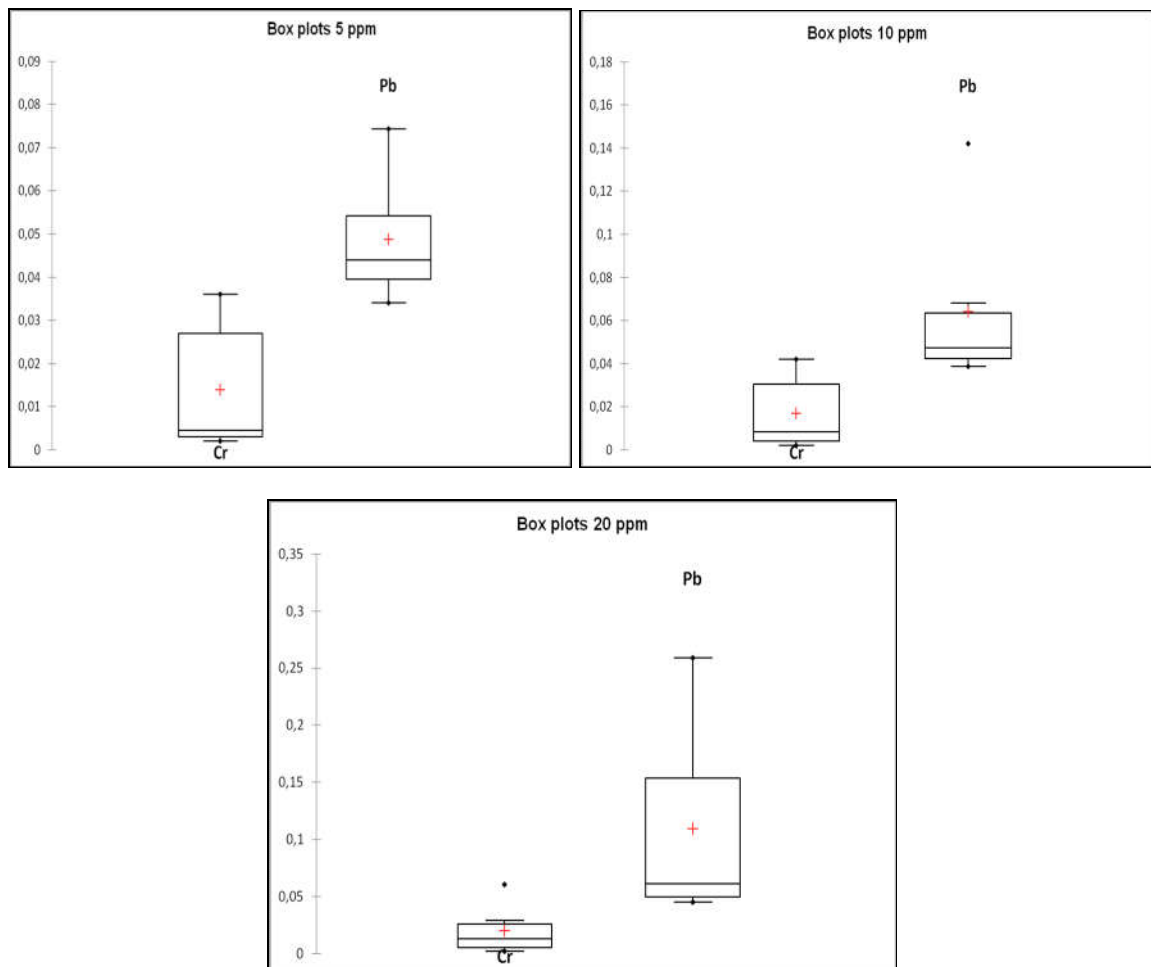
**Tableau 34** : Concentration du Pb et du Cr dans les plants par rapport à la concentration dans la solution nutritive (BCF)

Contaminant	Plante	concentration (ppm)	Racines	Tige	Feuilles	Fruits	BCF
<b>Cr</b>	<b>Tomates cerise</b>	5	0.060 ± 1.01	0.012 ± 0.05	0.003 ± 0.12	0.002 ± 0.07	<b>0.015</b>
		10	0.063 ± 0.07	0.023 ± 0.08	0.005 ± 0.07	0.003 ± 1.02	<b>0.009</b>
		20	0.078 ± 1.05	0.0256 ± 1.02	0.025 ± 1.02	0.007 ± 0.05	<b>0.006</b>
	<b>Haricots verts</b>	5	0.036 ± 0.04	0.033 ± 0.10	0.006 ± 0.04	0.003 ± 0.03	<b>0.015</b>
		10	0.042 ± 0.05	0.036 ± 0.06	0.012 ± 0.03	0.004 ± 0.12	<b>0.009</b>
		20	0.060 ± 0.01	0.028 ± 0.11	0.010 ± 0.16	0.007 ± 0.01	<b>0.005</b>
<b>Pb</b>	<b>Tomates cerise</b>	5	0.176 ± 1.02	0.101 ± 0.04	0.052 ± 1.02	0.042 ± 0.01	<b>0.074</b>
		10	0.189 ± 0.08	0.112 ± 0.02	0.054 ± 1.13	0.045 ± 0.08	<b>0.040</b>
		20	0.239 ± 0.02	0.179 ± 0.09	0.067 ± 0.07	0.048 ± 0.02	<b>0.026</b>
	<b>Haricots verts</b>	5	0.046 ± 1.11	0.057 ± 1.02	0.074 ± 0.04	0.038 ± 1.11	<b>0.043</b>
		10	0.050 ± 0.21	0.068 ± 0.07	0.142 ± 1.09	0.041 ± 0.05	<b>0.030</b>
		20	0.070 ± 0.01	0.182 ± 1.12	0.259 ± 0.05	0.048 ± 1.21	<b>0.027</b>

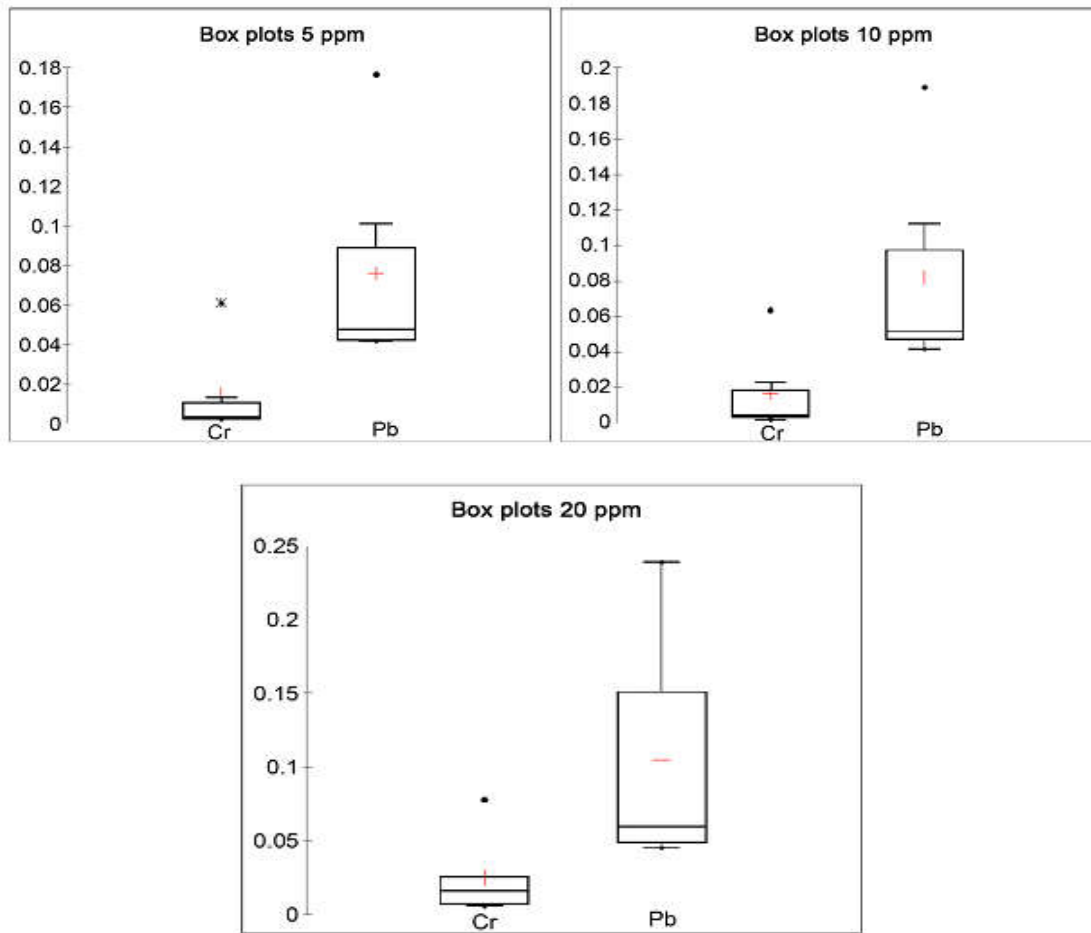
La capacité des plantes à absorber le Pb est plus élevé en sol qu'on hydroponie, selon (Jones et Darrah, 1995 ; Evangelou *et al.*, 2007) ceci peut être expliqué par le fait que la surface de contact entre la racine et le plomb est homogène et totale en hydroponie, alors qu'elle l'est beaucoup moins en sol. Ceci peut entraîner un afflux de plomb très rapide en hydroponie, empêchant la plante de mettre en place des défenses, ce qui pourrait provoquer notamment cette augmentation de la génotoxicité en sol, au contraire, l'arrivée de du plomb pourrait être plus progressive, du fait de l'hétérogénéité de sa répartition et des coefficients de diffusion plus faibles. Ceci pourrait laisser à la plante le temps de mettre en place des stratégies de défense, comme notamment une sécrétion accrue d'acides organiques, qui sont connus pour être sécrétés en plus grande quantité en cas de stress. La tomate et le haricot semblent présenter de légères différences de comportement, compte tenu du BCF, l'accumulation de Pb était plus importante dans la tomate que dans le haricot. En tout cas, la tomate est apparue mieux que le haricot pour limiter la translocation du plomb

des racines aux parties aériennes, nos résultats sont en accord avec ceux de [Cechi et al, \(2008\)](#).

D'après le calcul de la concentration du chrome et du plomb dans les tissus végétaux de la plante entière des deux espèces, nous avons constaté que la concentration de chrome dans la plante est moins importante que celle du plomb pour les trois concentrations (5, 10 et 20 ppm), la plupart du chrome absorbé était stocké dans les racines et qu'une quantité minimale était transférée aux parties aériennes, [Purnamawati et al,\(2020\)](#) ont constaté que la laitue d'eau peut tolérer des concentrations pouvant atteindre la valeur de 80 ppm en présence de chrome (III).



**Figure 37:** Concentration du Pb et du Cr dans les tissus de la plante entière de l'haricot vert



**Figure 38:** Concentration du Pb et du Cr dans les tissus de la plante entière de la tomate cerise

L'augmentation du Pb dans la solution nutritive a entraîné une accumulation plus élevée de Pb dans les plantes, l'augmentation des taux de Pb probablement due à la compétition de Fe et Pb vers les sites de binding dans la paroi des cellules racinaires (January, 2008). Dans ce cas, l'EDTA qui existe dans la solution nutritive peut modifier la carence en Fe induite par le Pb dans les plantes en augmentant le Fe dans les pousses pendant le processus de phytoextraction du Pb. Huang et Cunningham (1996) ont aussi associé la diminution de l'absorption de Ca après l'augmentation des concentrations de Pb dans le sol au blocage des canaux de Ca dans la membrane plasmique ou au transport compétitif de Pb et de Ca à l'intérieur des canaux de Ca dans la plante, ce qui explique que le rendement des deux espèces n'a pas été affecté par l'augmentation de la concentration du Pb dans la solution nutritive. La concurrence du fer avec le Pb sur les sites de liaison à l'EDTA (Fe-EDTA) réduit la formation d'EDTA complexes avec le métal cible (Pb-EDTA) et par conséquent son absorption.

De nombreuses études ont montré que le traitement au silicium montre un comportement positif vis-à-vis de la toxicité du chrome en réduisant son absorption, et en améliorant la défense antioxydante (Tripathi *et al.*, 2015). D'autres auteurs ont démontré que la phytomélatonine considérée comme un antioxydant sous stress abiotique, y compris le métal

lourd appliqué de manière exogène à 50  $\mu\text{mol} / \text{kg}$  et 100  $\mu\text{mol}$  à *Galinsoga parviflora* a montré une croissance et une efficacité photosynthétiques améliorées (Lin *et al.*, 2018 ; Ayyaz *et al.*, 2020). De nombreuses études ont également montré que les mycorhizes *arbusculaires mycorhiziennes* sont capables de survivre et de proliférer dans un sol contaminé par le chrome, sa symbiose réduit l'absorption du chrome par les plantes même à des concentrations élevées (Wu *et al.*, 2014), et la symbiose mycorhizienne peut également réduire le transport du chrome des racines latérales vers les racines principales et diminuer le facteur de translocation du chrome (Wu *et al.*, 2016).

## **CHAPITRE IV : CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES**

## Contexte général et nécessité du travail de thèse

Les approches qui ont été utilisées pour l'étude de l'absorption et de l'accumulation du plomb et du chrome dans les légumineuses (tomate cerise et haricots verts), ont été réalisées soit pour des cultures dans le sol, dans lesquelles les plantes ont été cultivées dans des sols précédemment contaminés, soit en utilisant des techniques expérimentales, dans des environnements contrôlés tels que la culture hydroponique. Dans la présente étude, nous avons opté pour une nouvelle technique (bioponie) basée sur une pratique dérivée de l'hydroponie, qui est une technique hors-sol qui utilise principalement des engrais inorganiques. L'avantage de la bioponie c'est que les plantes se développent entièrement avec des nutriments inorganiques, les microbes bénéfiques colonisent sur et autour les racines des plantes. Cela facilite la biofiltration et améliore l'absorption des nutriments fertilisants. À notre connaissance, jusqu'à présent, aucun modèle de prédiction d'absorption de métaux traces par des tomates et des haricots cultivés en bioponie, dans un dispositif biotop, ne peut être trouvé dans la littérature.

Donc, la présente étude a été menée pour mieux comprendre le comportement de ces deux plantes comestible *Lycopersicon esculentum* et *Phaseolus vulgaris L* face au stress métallique de deux éléments traces qui sont le plomb et le chrome. L'objectif de ce travail était donc d'évaluer l'influence des contaminations par le plomb et le chrome sur la croissance, le rendement et la production de la matière sèche, ainsi que pour évaluer le contenu de ces deux éléments traces, dans les tissus végétaux des deux espèces, et calculer l'indice de bioconcentration, ce qui va nous permettre de déterminer la quantité de métaux lourds absorbée par la plante à partir de la solution nutritive. Et finalement faire une comparaison avec les deux autres modes de culture, l'hydroponie, qui est le mode de culture le plus largement utilisé dans les études de toxicité, et le contact direct avec le sol, qui se rapproche davantage des conditions environnementales naturelles.

Afin de répondre à ces questions, le travail présenté dans cette thèse reposait sur quatre objectifs spécifiques:

### **Objectif 1 : Etudier l'effet de l'augmentation des doses du Cr et du Pb sur la croissance et le rendement des haricots et des tomates.**

Pour réaliser cet objectif, nous avons privilégié une exposition au Cr et au Pb sous conditions contrôlées. La croissance des plantes a été déterminée par la mesure de la hauteur des plantes en utilisant une règle de mètre au repiquage et à 1 semaine d'intervalle après la transplantation pendant 8 semaines pour les tomates et 4 semaines pour les haricots. Les branches des plantes et le nombre de feuilles ont été comptés en premier lors du repiquage et à 1 semaine d'intervalle pendant 8 semaines pour les tomates et 4 semaines pour les haricots, lorsque les plantes ont été récoltées le nombre de fruits a été immédiatement compté.

## **Objectif 2 : Evaluer l'impact du Cr et du Pb sur la production de la matière sèche**

Après avoir terminé le cycle végétatif, les plantes ont été séparées en partie aérienne et système racinaire, lavées à l'eau déionisée et séchées à 65–70°C jusqu'à une masse constante. Le matériau a été broyé et digéré en utilisant une solution nitroperchlorique 2: 1 (v / v) [acide nitrique (HNO<sub>3</sub>): acide perchlorique (HClO<sub>4</sub>)] (Malavolta *et al.*, 1997). Les teneurs en Cr et Pb de la matière sèche de la partie aérienne (tige (DMS) et Feuilles (DML)), du système racinaire (DMR) et des fruits (DMF) ont été quantifiées à l'aide d'un spectrophotomètre à absorption de flamme Varian.

## **Objectif 3 : Evaluer les teneurs résiduelles du Cr et du Pb dans la solution nutritive, le sol de culture et les tissus végétaux**

L'expérience a été réalisée en répétitions de six. À la récolte, les meilleurs de chacun des six traitements reproduits ont été sélectionnés et leurs racines, tige, feuilles, et fruits, ainsi que le sol de culture et la solution nutritive dans lesquels ils ont été cultivés ont été analysés pour quantifier le Cr et le Pb résiduel en utilisant le spectrophotomètre à absorption atomique (AAS) Alpha 4 avec lampe à cathode creuse.

## **Objectif 4 : Calculer le facteur de translocation et de bioconcentration**

La présente étude a démontré qu'en bioponie, l'absorption de plomb de la solution nutritive et sa translocation vers les tissus aériens par les deux espèces, la tomate cerise et les haricots verts, ont des effets néfastes sur la croissance et non sur le rendement, le nombre de feuilles, de branches, est affecté de manière significative pour les deux espèces à partir de la dose la plus élevée qui est 20 ppm, mais pas les fruits. L'augmentation des doses de Cr et de Pb réduit le développement des plants des haricots, et des tomates exprimé en termes de matière sèche de la portion aérienne et du système racinaire. En revanche le Cr contribue à l'augmentation de la production de fruits dans les plants des haricots verts et par la suite une augmentation de la production de la matière sèche. Les teneurs de plomb dans les différents tissus des tomates cerise se sont accumulées dans les racines des plantes plutôt que dans les autres tissus, contrairement aux haricots verts où la plus forte concentration de plomb a été détectée dans les feuilles. Nous avons également remarqué que les fruits accumulaient les teneurs les plus faibles, ces concentrations se situaient à l'intérieur des limites autorisées et ne dépassaient pas les niveaux maximaux de phytotoxique qui ont été signalés, les mêmes résultats ont été trouvés en culture hydroponique et en culture dans le sol. En termes de bioaccumulation, nos résultats ont montré que La capacité des plants de l'haricot vert et de la tomate cerise à absorber soit le Pb ou le Cr de la solution nutritive n'était pas visible même à une forte concentration 20 ppm. La translocation des racines vers les parties aériennes étaient limités avec une valeur de BCF < 2. Ces expériences ont également montré un important transfert du plomb vers les racines, avec une majeure partie adsorbée, par contre la translocation du plomb vers les parties aériennes des tomates cerises est limitée, démontrant une aptitude des plantes à séquestrer le plomb dans les racines. Contrairement aux haricots verts dont la teneur la plus élevée à été trouvé dans les feuilles.

Enfin, les expériences de bioaccumulation montrent une biodisponibilité du Cr et du Pb souvent comparable ce qui indique que le paradigme Pb est plus biodisponible et écotoxique que le Cr serait une vision simpliste d'une réalité environnementale beaucoup plus complexe. Les approches utilisées dans cette thèse, ainsi que les interrogations que ce travail ouvre, sont autant de directions de recherche pour s'approcher de cette complexité.

Selon les observations préliminaires, nous avons remarqué que malgré le transfert solution nutritive-plante significatif du plomb, les plantes ne présentaient pas de symptômes visibles de toxicité (pas de variation de biomasse par exemple). Cependant l'apparition de symptômes visibles de toxicité se fait de façon tardive, c'est pourquoi il nous est apparu intéressant d'évaluer les éventuels impacts génotoxiques du plomb par le test des micronoyaux et aussi mesurer les teneurs en chlorophylle. Nous proposons également de réaliser un suivi supplémentaires du pH du sol de culture en parallèle avec la solution nutritive permettrait également de mieux comprendre le transfert du plomb et du chrome.

De nouvelles expériences seraient à mettre en place, avec d'autres espèces candidates aptes à accumuler le Cr et le Pb (Solanacées) ou (Poacées) et notamment celles destinées à la consommation alimentaire (poivron, aubergine et pomme de terre) en faisant les deux modes de culture afin de pouvoir réellement comparer les morphologies des plantes se développant en hydroponie de celles poussant en bioponie, et finalement pour compléter cette étude et rechercher des éléments supplémentaires de compréhension des mécanismes mis en jeu, des mesures de concentration en plomb et en chrome dans la sève et des observations en microscopie doivent être réalisées pour les deux modes d'exposition.

## Références bibliographiques

**Antoniadis, V., J. D. McKinley, and Y. W. Zuhairi. 2007.** Single-element and competitive mobility measured with column infiltration and batch tests. *Journal of Environmental Quality*36: 53–60.

**Auger, D. (1989)** Méthode de dosage du plomb, du cadmium, du cuivre et du zinc dans les milieux biologiques. Direction de l'environnement et de recherches océaniques. DERO-89-07-MR.

**Ayyaz M, Amir S, Umer M, Iqbal H, Bano H.S, Gul Y, Noor A, Kanwal A, Khalid M, Javed H.R, Athar Z.U, Zafar Farooq M.A, 2020.** Melatonin induced changes in photosynthetic efficiency as probed by OJIP associated with improved chromium stress tolerance in canola (*Brassica napus* L.), *Heliyon* 6, e04364.

**Ayers, R. S. and D.W. Westcot. 1985.** *Water Quality for Agriculture: FAO Irrigation and Drainage Paper 29 Rev. 1.* Food and Agriculture Organization of the United Nations, 174 p.

**Baker A.Accumulators and excluders. 1981.** Strategies in the response of plants to heavy metals. *J Plant Nutr* 3: 643-654.

**Barcelo J, Poschenrieder C, Vazquez MD, Gunse B, Vernet JP. 1993.** Beneficial and toxic effects of chromium in plants: solution culture, pot and field studies. *Studies in Environmental Science* No. 55, Paper Presented at the 5th International Conference on Environmental Contamination, Morges, Switzerland.

**Bishnoi NR, Chugh LK, Sawhney SK. 1993a.** Effect of chromium on photosynthesis, respiration and nitrogen fixation in pea (*Pisum sativum* L) seedlings. *J Plant Physiol*;142:25 – 30.

**Bishnoi NR, Dua A, Gupta VK, Sawhney SK. 1993b.** Effect of chromium on seed germination, seedling growth and yield of peas. *Agric Ecosyst Environ*;47:47 – 57.

**Blaylock M, Salt D, Dushenkov S, Zakharova O, Gussman C, Kapulnik Y, Ensley B, Raskin I (1997).** Enhanced accumulation of Pb in Indian Mustard by soil applied chelating agents. *Environ. Sci. Technol.*, 31: 860-865.

**Carpita NC., Gibeaut DM., 1993.** Structural models of primary-cell walls in flowering plants - consistency of molecular-structure with the physical-properties of the walls during growth. *The Plant Journal* 3 (1): 1-30.

**Carvalho, A. V. S., R. Carvalho, C. M. P. Abreu, and A. E. Furtini Neto. 2008.** Production of dry material and grains by bean plants (*Phaseolus vulgaris*L.) cultivated in soils treated with heavy metals.*Quimica Nova*31: 949–955.

**Carvalho, A. V. S., R. Carvalho, C. M. P. Abreu, A. E. Furtini Neto, and M. P. Freitas. 2009.** Bean plant production of dry matter and grain related to soil citric acid-extractable copper, zinc, cadmium, and lead.*Communications in Soil Science and Plant Analysis*40: 2959–2974.

**Cary EE, Allaway WH, Olsen OE. 1977a.** Control of chromium concentrations in food plants: 2 Chemistry of chromium in soils and its availability to plants. *J Agric Food Chem*;25:305 – 9.

- Cecchi M, Dumat C, Alric A, Felix-Faure B, Pradère P, Guiresse M. 2008.** Multi-metal contamination of a calcic cambisol by fallout from a lead-recycling plant. *Geoderma*, in press.
- Chandra R and Kumar V, (2017).** *Environ. Sci. Pollut. Res.* 24, 2605 doi:10.1007/s11356-016-2858022-1.
- Chatterjee J., Chatterjee C., 2003.** Management of phytotoxicity of cobalt in tomato by chemical measures. *Plant Science* 64 (5): 793-801.
- Chen YX, Zhu ZX, He ZY. 1994.** Pollution behaviour of organic Cr(III) complexes in soil-plant system. *Chin J Appl Ecol*;5:187 – 91.
- Chiffolleau, J.-F., Cossa, D., Auger, D. and Truquet, I. (1994)** Trace Metal Distribution, Partition and Fluxes in the Seine Estuary in Low Discharge Regime. *Marine Chemistry*, 47, 145-158. [https://doi.org/10.1016/0304-4203\(94\)90105-8](https://doi.org/10.1016/0304-4203(94)90105-8).
- Chojnacka K, Chojnacki A, Gorecka H, Gorecki H. 2005.** Bioavailability of heavy metals from polluted soils to plants. *Sci Total Environ*; 337: 175-182.
- Chun, C. & Takakuta, T. (1994).** Rate of Root Respiration of Lettuce under Various Dissolved Oxygen Concentrations in Hydroponics. *Environment Control in Biology*, Vol.32, No.2, (Apr 1994), pp. 125-135, ISSN 1883-0986.
- 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.
- Cui YL., Zhu YG., Zhai RH., Chen.DY., Huang YZ., Qui Y., 2004.** Transfer of metals from soil to vegetables in an area near a smelter in Nanning, China. *Environmental Pollution* 2: 181-188.
- Davies FT, Puryear JD, Newton RJ, Egilla JN, Grossi JAS. 2001.** Mycorrhizal fungi enhance accumulation and tolerance of chromium in sunflower (*Helianthus annuus*). *J Plant Physiol*;158:777 – 86.
- Dollard G. J. 1986.** Glasshouse experiments on the uptake of foliar applied lead. *Environ. Pollut.* 440, 109.
- Dudka S, Piotrowska M, Terelak H. 1996.** Transfer of cadmium, lead, and zinc from industrially contaminated soil to crop plants: A field study. *Environ Pollut*; 94: 181-188.
- Dyśko J., Kaniszewski S., Kowalczyk W. 2008.** The effect of nutrient solution pH on phosphorus availability in soilless culture of tomato. *J. Elementol.* 13 (2): 189-198.
- Eid, E. M. et al. 2019.** Bioaccumulation and translocation of nine heavy metals by *Eichhornia crassipes* Nile Delta, Egypt: perspectives for phytoremediation. *Int J Phytoremediat*, <https://doi.org/10.1080/15226514.2019.1566885>.
- 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.

- Falah, M. A. F.; Wajima, T.; Yasutake, D.; Sago, Y. & Kitano, M. (2010).** Responses of Root Uptake to High Temperature of Tomato Plants (*Lycopersicon esculentum* Mill.) in Soil-less Culture. *Journal of Agricultural Technology*, Vol.6, No.3, (Jul 2010), pp. 543- 558, ISSN 1686-9141.
- Faquin, V. 2005.** Mineral Nutrition of Plants. Lavras, Brazil: UFLA/Faepe.
- Fargasova A (2001).** Phytotoxic effects of Cd, Zn, Pb, Cu and Fe on *Sinapis alba* L. seedlings and their accumulation in roots and shoots. *Biol. Plant.* 44(3): 471- 473.
- França F.C., Albuerque A.M., Almeida A.C, Silveira P.B, Filho C.A, Hazin C.A and Honorato E.V, 2017.** *Brazil Food Chem.*215, 171. doi:10.1016/j.foodchem.2016.07.168.
- Gardea-Torresdey J, Peralta-Videa J, Montes M, De La Rosa G, CorralDiaz B (2004).** Bioaccumulation of cadmium, chromium and copper by *Convolvulus arvensis* L.: impact on plant growth and uptake of nutritional elements. *Biores. Technol.*, 92: 229-235.
- Geebelen, W.; Vangronsveld, J.; Adriano, D.C.; Poucke, L.C.V.; Clijsters, H. 2002.** Effects of Pb-EDTA and EDTA on oxidative stress reactions and mineral uptake in *Phaseolus vulgaris*. *Physiologia Plantarum* 115: 377-384.
- Ghosh M, Singh SP (2005).** A comparative study of cadmium phytoextraction by accumulator and weed species. *Environ. Poll.* ,133: 365-371.
- Gill, RA. Ali, B. Cui, P. 2016.** Comparative transcriptome profiling of two *Brassica napus* cultivars under chromium toxicity and its alleviation by reduced glutathione, *BMC Genomics*, 17, 885.
- Gislerød, H. R. & Adams, P. (1983).** Diurnal Variations in the Oxygen Content and Requirement of Recirculating Nutrient Solutions and in the Uptake of Water and Potassium by Cucumber and Tomato Plants. *Scientia Horticultura*, Vol.21, No.4, (Dec 1983), pp. 311–321, ISSN 0304-4238.
- Graves, C. J. (1983).** The Nutrient Film Technique. *Horticultural Reviews*, Vol.5, No.1, (Jan 1983), pp. 1-44, ISSN 978-0-470-38642-2.
- Guotao D, Zengjun J, Yonghong H, Peng S, Guiying L and Weihao L, 2019.** *Ecotoxicol. Environ. Saf.*182, 109379. doi:10.1016/j.ecoenv.2019.109379.
- Henry, J. R. 2000.** An overview of the phytoremediation of lead and mercury. National Network of Environmental Management Studies (NNEMS). Washington, DC: U. S. Environmental Protection Agency.
- 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.
- Hammer D., Keller C., 2002.** Changes in the rhizosphere of metal-accumulating plants evidenced by chemical extractants. *Journal of Environmental Quality*, 31:1562-1569.
- Hough, R. L. et al. 2004.** Assessing potential risk of heavy metal exposure from consumption of home-produced vegetables by urban populations. *Environ. Health Persp* 112, 215–221.
- Huang J. W., Cunningham S. D. 1996.** Lead phytoextraction: species variation in lead uptake and translocation. *New Phytol.* 134, 75.

- Huang, J.W.; Chen, J.; Berti, W.R.; Cunningham, S.D. 1997.** Phytoremediation of lead-contaminated soils: role of synthetic chelates in lead phytoextraction. *Environmental Science and Technology* 31: 800-805.
- Huffman Jr EWD, Allaway HW. 1973a.** Chromium in plants: distribution in tissues, organelles, and extracts and availability of bean leaf Cr to animals. *J Agric Food Chem*;21: 982 – 6.
- Huffman Jr EWD, Allaway WH. 1973b.** Growth of plants in solution culture containing low levels of chromium. *Plant Physiol*;52:72 – 5.
- Jain R, Srivastava S, Madan VK, Jain R. 2000.** Influence of chromium on growth and cell division of sugarcane. *Indian J Plant Physiol*; 5:228 – 31.
- January, M.C.; Cutright, T.J.; van Keulen, H.; Wei, R. 2008.** Hydroponic phytoremediation of Cd, Cr, Ni, As, and Fe: Can *Helianthus annuus* hyperaccumulate multiple heavy metals? *Chemosphere* 70: 531-537.
- Jones DL., Darrah PR., 1995.** Influx and efflux of organic acids across the root-soil interface of *Zea mays* L., and its implication in rhizosphere C flow. *Plant and Soil* 173: 103-109.
- Jones DL., 1998.** Organic acids in the rhizosphere. A critical review. *Plant and Soil* 205 : 25-44.
- Junxing Y, Zhiyan L, Xiaoming W, Guodi Z, Jun Y, Hanzhi Z, Lin G, Xuedong W, Xiaoyong Z, Qingjun G, Ruixiang X, Guangdong Z, Marc P, Guangxu Z, Rongfei W, Liyan T and Xiaokun H, 2016.** *Ecotoxicol. Environ. Saf.*128, 206. doi:10.1016/j.ecoenv.2016.02.021.
- Kabata-Pendias, A., and H. Pendias. 2001.** Trace Elements in Soils and Plants. Boca Raton, FL: CRC Press.
- Kabata-Pendias, A.; Mukherjee, A.B. 2007.** Trace elements from soil to human. Springer New York, NY, USA.
- Karagiannidis N, Hadjisavva Zinoviadi S. 1998.** The mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* enhances growth, yield and chemical composition of a durum wheat variety in 10 different soils. *Nutr Cycl Agroecosyst*;52:1 – 7.
- Khan AG. 2001.** Relationships between chromium bio magnification ratio, accumulation factor, and mycorrhizae in plants growing on tannery effluent-polluted soil. *Environ Int*; 26:417 – 23.
- Khan S, Rehman S, Khan A.Z and Khan M.A, 2010.** *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 73,1820. doi:10.1016/j.ecoenv.2010.08.016.
- Kim, YH. Khan, AL. Kim, DH. Lee, SY. Kim, KM. Waqas, M. 2014.** Silicon mitigates heavy metal stress by regulating P-type heavy metal ATPases, *Oryza sativa* low silicon genes, and endogenous phytohormones, *BMC Plant Biol*, 14, 1-13
- Landowne, D. (2006).** Cell Physiology, McGraw-Hill Medical Publishing Division, ISBN 0071464743, Miami, FL., U. S. A.
- Leopold I., Gunther D., Schmidt J., Neumann D., 1999.** Phytochelatin and heavy metal tolerance. *Phytochemistry* 50: 1323-1328.

- Lestan D., Luo CL., Li XD., 2007.** The use of chelating agents in the remediation of metalcontaminated soils: a review. *Environmental Pollution*, in press.
- Lichtenberger O., Neumann D., 1997.** Analytical electron microscopy as a powerful tool in plant cell biology: examples using electron energy loss spectroscopy and X-ray microanalysis. *European Journal of Cell Biology* 73 (4): 378-386.
- Lin L, Li J, Chen F, Liao M.A, Tang Y, Liang D, Xia H, Lai Y, Wang X, Chen C, Ren W, 2018.** Effects of melatonin on the growth and cadmium characteristics of cyphomandra betacea seedlings, *Environ. Monit. Assess* 190, 1-8
- Lira-Silva, E.; Ramírez-Lima, I. S.; Olín-Sandoval, V.; García-García, J. D.; García- Contreras, R.; Moreno-Sánchez, R.; Jasso-Chávez, R. 2011.** Removal, accumulation and resistance to chromium in heterotrophic *Euglena gracilis*. *J. Hazard. Mater*, 193, 216–224.
- Liu H, Probst A, Liao B. 2005.** Metal contamination of soils and crops affected by the Chenzhou lead/zinc mine spill (Hunan, China). *Sci Total Environ*; 339: 153-166.
- Lopes, C., Herva, M., Franco-Uría, A. & Roca, E. 2012.** Multicorrelation models and uptake factors to estimate extractable metal concentrations from soil and metal in plants in pasturelands fertilized with manure. *Environ Pollut* 166, 17–22.
- MacFarlane G.R, Koller E.C, Blomberg S.P, 2007.** Accumulation and Partitioning of Heavy Metals in Mangrove: A Synthesis of Field-based Studies, *Chemosphere* 69, 1454-1464
- Malavolta, E. 1994.** Fertilizers and their Environmental Impact, Heavy Metals, Myths, Mystification and Fatos. *Chemicals: São Paulo, Brazil*.
- Malavolta, E., C. C. Vitti, and S. A. Oliveira. 1997.** Evaluation of the Nutritional Status of Plants [Assessment of Nutritional Status of Plants]. Piracicaba, Brazil: Esalq USP.
- Marcele G. Cannata, Alexandre C. Bertoli, Ruy Carvalho, Amanda S. Augusto, Ana Rosa R. Bastos, Matheus P. Freitas & Janice G. Carvalho (2015).** Stress Induced by Heavy Metals Cd and Pb in Bean (*Phaseolus Vulgaris* L.) Grown in Nutrient Solution, *Journal of Plant Nutrition*, 38:4, 497-508, DOI: 10.1080/01904167.2014.934476.
- Marschner H., 1995.** Mineral nutrition of higher plants. Academic Presse, London, 2nd Edition, 889 p.
- Mellem J, Baijanth H, Odhav B (2009).** Translocation and accumulation of Cr, Hg, As, Pb, Cu and Ni by *Amaranthus dubius* (Amaranthaceae) from contaminated sites. *J. Environ. Sci. Health*, 44: 568-575.
- Mellem, John & Baijanth, Himansu & Odhav, Bharti. (2012).** Bioaccumulation of Cr, Hg, As, Pb, Cu and Ni with the ability for hyperaccumulation by *Amaranthus dubius*. *African journal of agricultural research*. 7. 591-596. 10.5897/AJAR11.1486.
- Murtić S., Zahirovic Č.,čivić H, Karićand L, Jurković J, 2018.** *Agric. For.*64 (4), 251. Podgorica. doi:10.17707/AgricultForest.64.4.25.

- Nxawe, S.; Laubscher, C. P. & Ndakidemi, P. A. (2009).** Effect of Regulated Irrigation Water Temperature on Hydroponics Production of Spinach (*Spinacia oleracea* L). *African Journal of Agricultural Research*, Vol.4, No.12, (December, 2009), pp. 1442-1446, ISSN 1991- 637X.
- Odhav B, Beekrum S, Akula U, Baijnath H (2007).** Preliminary assessment of nutritional value of traditional leafy vegetables in KwaZulu-Natal, South Africa. *J. Food Comp. Anal.*, 20: 430-435.
- Oliveira, R.C., Ara´ ujo, A.R., Carvalho, R., Guilherme, L.R.G., Passos, L.P., Marques, J.J. 2009.** Zinc movement in soil columns treated with limestone residue from mining. *Revista Ceres* 56: 679–684.
- Opeolu, O., Adenuga, O.O., Ndakidemi, P.A. and Olujimi, O.O. (2010).** Assessment of Phyto-Toxicity Potential of Lead on Tomato (*Lycopersicon esculentum* L) Planted on Contaminated Soils. *International Journal of Physical Sciences*, 5, 68-73.
- Paiva, H. N., J. G. Carvalho, and J. O. Siqueira. 2002.** Seedlings submitted to increasing levels of cadmium, nickel and lead. *Revista Arvore* 26: 467–473.
- Papadopoulous, A. P.; Hao., X.; Tu, J. C. & Zheng, J. (1999).** Tomato Production in Open or Closed Rockwool Culture Systems with NFT or Rockwool Nutrient Feedings. *Acta Horticulturae*, Vol.481. No.1, (Jan 1999), pp. 89-96, ISSN 0567-7572.
- 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. *Environ Exp Bot*; 52: 199-223.
- Pendergrass A, Butcher DJ. 2006.** Uptake of lead and arsenic in food plants grown in contaminated soil from Barber Orchard, NC. *Microchem J*; 83: 14-16.
- Pereira, Bruno Fernando Faria, Abreu, Cleide Aparecida de, Herpin, Uwe, Abreu, Mônica Ferreira de, & Berton, Ronaldo Severiano. (2010).** Phytoremediation of lead by jack beans on a Rhodic Hapludox amended with EDTA. *Scientia Agricola*, 67(3), 308-318. <https://dx.doi.org/10.1590/S0103-90162010000300009>
- Purnamawati R, Taufikurahman T, Rahmawati1 A, Rura Putra C, Dzakamala D, Rahmatilah F, Ashgi F, 2020.** The Physiological B. Responses of Water Hyacinth (*Eichhornia crassipes* (Mart). Solms) and Water Lettuce (*Pistia stratiotes* L.) as Trivalent Chromium Bioaccumulatr, *3BIO: Journal of Biological Science, Technology and Management*, 2, 7-14
- Rai P.K, Lee J and Kailasa S.K, 2018.** *J. Environ. Res.* 160, 420. doi:10.1016/j.envres.2017.10.016.
- Raskin, I.; Kumar, P.N.; Dushenkov, S.; Salt, D.E. 1994.** Bioconcentration of heavy metals by plants. *Current Opinion in Biotechnology* 5: 285-290.
- Rausser WE. 1999.** The structure and function of metal chelators produced by plants. *Cell Biol Biophys* 31:19 – 48.
- Reeves, Roger & Brooks, R.R.. (1983).** Hyperaccumulation of lead and zinc by two metallophytes from mining areas of Central Europe. *Environmental Pollution Series A, Ecological and Biological*. 31. 277-285. 10.1016/0143-1471(83)90064-8.

- Renella G., Landi L., Nannipieri P., 2004.** Degradation of low molecular weight organic acids complexed with heavy metals in soil. *Geoderma* 122: 311-315.
- Resh, H.M. (2004)** Hydroponic Food Production: A Definitive Guidebook for the Advanced Home Gardener and the Commercial Hydroponic Grower. CRC Press, New Jersey.
- Rijck, G. & Schrevens, Eddie. (1997).** pH Influenced by the elemental composition of nutrient solutions. *Journal of Plant Nutrition*. 20. 911-923. 10.1080/01904169709365305.
- Rijck, G. & Schrevens, Eddie. (1998).** Comparison of the mineral composition of twelve standard nutrient solutions. *Journal of Plant Nutrition*. 21. 2115-2125. 10.1080/01904169809365548.
- Rijck de G., Schrevens E. 1998a.** Elemental bioavailability in nutrient solutions in relation to complexation reactions. *J. Plant Nutr.* 21(5): 849-859.
- Rijck de G., Schrevens E. 1998b.** Elemental bioavailability in nutrient solutions in relation to precipitation reactions. *J. Plant Nutr.* 21(5): 2103-2113.
- Rout GR, Samantaray S, Das P. 1997.** Differential chromium tolerance among eight mungbean cultivars grown in nutrient culture. *J Plant Nutr*; 20: 473 – 83.
- Ruley AT., Sharma NC., Sahi SV., Singh SR., Sajwan KS., 2006.** Effects of lead and chelators on growth, photosynthetic activity and Pb uptake in *Sesbania drummondii* grown in soil. *Environmental Pollution* 144: 11-18.
- Saifullah, M.E.; Qadir, M.; de Caritat, P.; Tack, F.M.G.; du Laing, G.; Zia, M.H. 2009.** EDTA-assisted Pb phytoextraction. *Chemosphere* 74: 279-1291
- Samarakoon, U.C.; Weerasinghe, P. A. & Weerakkody, A. P. (2006).** Effect of Electrical Conductivity [EC] of the Nutrient Solution on Nutrient Uptake, Growth and Yield of Leaf Lettuce (*Lactuca sativa* L.) in Stationary Culture. *Tropical Agricultural Research*, Vol.18, No. 1, (Jan 2006), pp. 13-21 ISSN 1016.1422.
- Sandoval V., M.; Sánchez G., P. et Alcántar G., G. (2007).** Principles of Hydroponics and Fertigation, In: *Crop Nutrition*, G. Alcántar G & LI Trejo-Téllez, LI (Eds.), 374-438, Mundi-Prensa, ISBN 978-968-7462-48-6, Mexico , DF, Mexique.
- Sarret G., Vangronsveld J., Manceau A., Musso M., D'Haden J., Menthonnex JJ., Hazemann JL., 2001.** Accumulation forms of Zn and Pb in *Phaseolus vulgaris* in the presence and absence of EDTA. *Environmental Science and Technology* 35: 2854-2859.
- Shahid, M. Shamshad, S. Rafiq, S. Khalid, S. Bibi, I. Niazi, NK. Dumat C. Rashid, MI. 2017.** Chromium speciation, bioavailability, uptake, toxicity, and detoxification in soil-plant system: A review, *Chemosphere*, 178, 513–533
- Shanker, A. K.; Cervantes, C.; Loza-Tavera, H.; Avudainayagam, S. 2005.** Chromium toxicity in plants. *Environ. Int.*, 31 (5), 739–753.
- Shanker AK, Djanaguiraman M, Sudhagar R, Chandrashekar CN, Pathmanabhan G. 2004a** Differential antioxidative response of ascorbate glutathione pathway enzymes and metabolites to

chromium speciation stress in green gram (*Vigna radiata*(L) R Wilczek, cv CO 4) roots. *Plant Sci*;166:1035 – 43.

**Shanker AK, Pathmanabhan G. 2004.** Speciation dependant antioxidative response in roots and leaves of Sorghum (*Sorghum bicolor*(L) Moench cv CO 27) under Cr(III) and Cr(VI) stress. *Plant Soil*;265:141 – 51.

**Sharma DC, Mehrotra SC. 1993.** Chromium toxicity effects on wheat (*Triticum aestivum* L cv HD 2204). *Indian J Environ Health*; 35:330 – 2.

**Sharma DC, Sharma CP. 1993.** Chromium uptake and its effects on growth and biological yield of wheat. *Cereal Res Commun*;21:317 – 21.

**Silva, V. L., R. Carvalho, M. P. Freitas, C. F. Tormena, and W. C. Melo. 2007a.** Spectrometric and theoretical investigation of the structures of Cu and Pb/DTPA complexes. *Structural Chemistry*18: 605–609.

**Silva, V. L., R. Carvalho, M. P. Freitas, C. F. Tormena, and W. C. Melo. 2007b.** Structural determination of Zn and Cd-DTPA complexes: MS, infrared, <sup>13</sup> C NMR and theoretical investigation. *Spectrochimica Acta A*69: 1197–1200.

**Sonneveld, Cees & Voogt, Wim. (2009).** *Plant Nutrition of Greenhouse Crops*. 10.1007/978-90-481-2532-6.

**Srivastava S, Nigam R, Prakash S, Srivastava MM. 1999a.** Mobilization of trivalent chromium in presence of organic acids: a hydroponic study of wheat plant (*Triticum vulgare*). *B Environ Contam Toxicol*;63: 524 – 30.

**Stevens DP, McLaughlin MJ, Henrich T (2003).** Determining toxicity of lead and zinc runoffs in soils: Salinity effects on metal partitioning and phytotoxicity. *Environ. Toxicol. Chem.*, 22(12): 3017-3024.

**Timmons, Michael & Ebeling, James & Wheaton, F.W. & Summerfelt, Steven & Vinci, Brian. (2002).** *Recirculating Aquaculture System*.

**Tlustos P., Pavlikowa D., Balik J., Szakova J., Hanc A., Balikova M. 1998.** The accumulation of arsenic and cadmium in plants and their distribution. *Rostlinna Vyroba* 44(10), 463.

**Trejo-Téllez, Libia Iris & Gómez-Merino, Fernando. (2012).** *Nutrient Solutions for Hydroponic Systems*. 10.5772/37578.

**Tripathi AK, Tripathi Sadhna, Tripathi S. 1999.** Changes in some physiological and biochemical characters in *Albizia lebbekas* bio-indicators of heavy metal toxicity. *J Environ Biol*; 20:93 – 8.

**Tripathi DK, Singh VP, Prasad SM, Chauhan DK, Dubey N, Rai AK, 2015.** Silicon mediated alleviation of Cr (VI) toxicity in wheat seedlings as evidenced by chlorophyll fluorescence, laserinduced breakdown spectroscopy, and anatomical changes, *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, 113, 133-144.

**Tyson R.V, Simonne E.H, Treadwell D.D, Davis M. & White J. M. (2008).** Effect of Water pH on Yield and Nutritional Status of Greenhouse Cucumber Grown in Recirculating Hydroponics, Journal of Plant Nutrition, 31:11, 2018-2030, DOI: 10.1080/01904160802405412.

**Vassil AD., Kapulnik Y., Raskin I., Salt DE., 1998.** The role of EDTA in lead transport and accumulation by Indian mustard. Plant Physiology 177: 447-453.

**Wallace A, Soufi SM, Cha JW, Romney EM. 1976.** Some effects of chromium toxicity on bush bean plants grown in soil. Plant Soil; 44: 471 – 3.

**Wang, D. Shi, X. Wie, S. 2015.** Accumulation and transformation of atmospheric chromium in soil, Science of the Total Environment, 304, 209–214

**Wang G, Su M-Y, Chen Y-H, Lin F-F, Luo D, Gao S-F. 2006.** Transfer characteristics of cadmium and lead from soil to the edible parts of six vegetable species in southeastern China. Environ Pollut; 144: 127-135.

**Wang, H.; Lu, S.; Li, H.; Yao, Z. 2007.** EDTA-enhanced phytoremediation of lead contaminated soil by *Bidens maximowicziana*, Journal of Environmental Sciences 17: 1496-1499.

**Wu S.L, Chen B.D, Sun Y.Q, Ren B.H, Zhang X, Wang Y.S. 2014.** Chromium resistance of dandelion (*Taraxacum platyepidum* Diels.) and bermudagrass (*Cynodon dactylon* [Linn.] Pers.) Is enhanced by *arbuscular mycorrhiza* in Cr (VI) - contaminated soils, Environmental Toxicology and Chemistry 33, 2105–2113.

**Wu S.L, Zhang X, Chen B.D, Wu Z, Li T, Hu Y, Sun Y, Wang Y. 2016.** Chromium immobilization by extraradical mycelium of *arbuscular mycorrhiza* contributes to plant chromium tolerance, Environmental and Experimental Botany, 122, 10-18.

**Yoon J, Xinde C, Qixing Z, Ma L.Q, 2006.** Accumulation of Pb, Cu, and Zn in Native Plants Growing on a Contaminated Florida Site, Science of the Total Environment, 368, 456-464.

**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. Sci Total Environ; 383: 81-89.

## **Annexes**

# Assessment of Phytoavailability in the Cherry Tomato Plants Exposed to Lead and Chromium in a Nutrient Solution

Loubna Azariz<sup>1,2</sup>, Souad Elblidi<sup>2</sup>, Ahmed Yahyaoui<sup>1</sup>, Mohamed Fekhaoui<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Laboratory of Zoology and General Biology, Department of Biology, Faculty of Sciences, Mohammed V University in Rabat, Rabat, Morocco

<sup>2</sup>Pollution Unit, Department of Zoology and Animal Ecology, Scientific Institute, Mohammed V University in Rabat, Rabat, Morocco

Email: Loubna.aza@gmail.com

**How to cite this paper:** Azariz, L., Elblidi, S., Yahyaoui, A. and Fekhaoui, M. (2017) Assessment of Phytoavailability in the Cherry Tomato Plants Exposed to Lead and Chromium in a Nutrient Solution. *Journal of Geoscience and Environment Protection*, 5, 176-188.

<https://doi.org/10.4236/gep.2017.59013>

**Received:** July 10, 2017

**Accepted:** September 12, 2017

**Published:** September 15, 2017

Copyright © 2017 by authors and Scientific Research Publishing Inc. This work is licensed under the Creative Commons Attribution International License (CC BY 4.0).

<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>



Open Access

## Abstract

The phytoavailability of lead and chromium in cherry tomatoes *Lycopersicon esculentum* was studied both at the level of different parts of the plant (roots, stem, leaves and fruits) and at the level of its concentration in water and cultivation soil of. Two experiments are thence carried out by planting in bioponics, in a patented BIOTOP device, plants which are exposed via their root system to concentrations of 5 ppm, 10 ppm and 20 ppm of each contaminant (lead or chromium) in a nutrient solution. The results show that lead accumulates mainly in the roots with a significant amount as to allow its translocation into the stem and leaves, while only a small amount reaches the fruit. The results also show that when the concentration increases the lead content in the roots also increases, but decreases in the fruits with three floral bouquets. Conversely, the chromium substance decreases in the roots and increases in the fruit. Based on these results, we note that the average distribution of lead in the edible part of the plant is much higher than that of chromium, and also lead presence in the plant is higher compared to that of chromium.

## Keywords

Cherry Tomatoes, Lead, Chromium, Phytoavailability, Bioponics

## 1. Introduction

The world population has been exposed to low concentrations of metals mainly via water and food; some, however, are exposed to toxic concentrations via professional activities such as mining. With time, the range of potentially toxic

metal sources has expanded substantially by effect of the increasing industrial or agricultural activities [1]. Their presence in the environment makes us wonder about the risk of them being transferred into the food chain via cultivated crops, threatening thereby the sanitary quality of our food and, thus, our health [2] [3] [4].

Some heavy metals however, at low doses are essential micronutrients for plants (e.g. Ni, Cr, Zn, Cu) but at high doses, may cause a growth inhibition or a metabolic disorders for most plant species [5]. The presence of element trace in agricultural environments can come from atmospheric fall-out, pesticide, chemical fertilizers and irrigation with water of poor quality [6]. Excessive concentration of trace elements in soil compartment or substratum will be directly transferred to the plant during its development. As a result of a series of successive processes, the element in the solid phase of soil will be transferred into the soil solution and eventually to the plant tissues themselves. That's what we called phytoavailability.

The laboratory experiments conducted in the field of phytoavailability of trace elements in plants of cherry tomato were carried out either for soil cultivation or for hydroponics, the need to investigate a new method to understand more and more the behavior of this edible plant in dealing with metallic stress of two trace elements that are lead and chromium. This new technique that called "bioponics" combines the advantages of hydroponics with an effective biological nutrition program that help maintain the essential microbiology of the plant in the liquid medium of the plant, this cropping system saves water and fertilizers and develops a dense root carpet. The effect of contamination was evaluated by examining their content in different parts of the plant, in water and cultivation soil.

The estimation of the phytoavailability of a trace element in soil remains an approach widely used for the prediction of the deficiency or toxicity of an element in a plant. In fact they are two conventional approaches: 1) to measure its extractability, that is, its ability to pass into solution under the effect of more or less mild chemical extractants, or 2) analyze its content inside the plant [7]. As for our approach we shall go for the second.

This experiment allows us to make a simplified illustration of the complex reality pertaining to the translocation of lead and chromium to cherry tomatoes, not to forget that phytoavailability is also influenced by other factors related to soil (pH, redox, Cationic exchange capacity) (temperature, humidity), plant species, soil microorganisms, cultivation techniques, characteristics of elements and interactions between them [8].

## 2. Materials and Methods

The experimental process undergoes two successive cultivation phases. The first is the planting of cherry tomato seeds in plastic cups, and then an under-shelter BIOTOP device transplantation, which allows the development of tomato seedl-

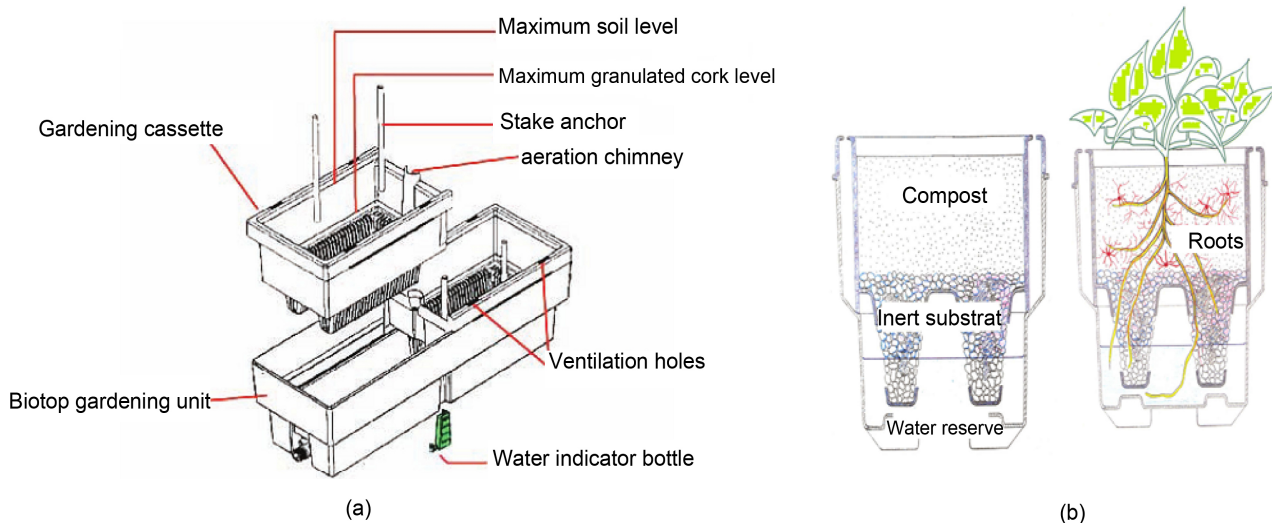
ings under bioponic conditions. This device comprises a bunch of 7 planting box, each box contains two trays with one plant for each. These two trays contain a layer of compost (80% of the organic matter) which rests on an inert substratum (granulated cork), the whole is irrigated by a stream which contains distilled water with a fertilizer solution (NPK 6.6.6) and trace elements, which provides the plants with the essential mineral salts (**Figure 1**).

The pH is adjusted to 6 with sodium bicarbonates and the conductivity is maintained at 2.4 (m-s/cm). The contaminant concentrations were retained at 5 ppm, 10 ppm and 20 ppm respectively. After sufficient development of the root system, usually one month after seedling, the contaminant is then added. Thus, two boxes are fed with the 5 ppm concentration, with a box contaminated with chromium and the other with lead. The same goes for the 10 ppm and 20 ppm concentrations. The 7th box was reserved for control purposes.

The plants are trimmed in vertical cordon, and the suckers are eliminated step by step during the plant growing process. To have an early product and allow fruit to grow rapidly, only three floral bouquets are kept. No disease has been detected. The experiment lasted four months, from the seedling of the seeds to the ripening of all fruits of the three floral bouquets (**Figure 2**).

## 2.1. Sample Preparation and Characterization

The water-based samples are put in polyethylene bottles previously washed with soap, then acid (10% HCl) and finally rinsed several times with distilled water. The samples were then fixed with 2% HNO<sub>3</sub>. The cultivation soil was extracted from the surface (up 5 cm of thickness) using a non-metallic tool and stored in clean plastic bags at low-temperature. The cherry tomato plants are carefully washed (essentially the roots) and put in clean plastic bags and kept at low temperature as well.



**Figure 1.** (a) Description of the system and of its accessories, (b) Spatial and functional segregation of roots in two distinct environments.



**Figure 2.** Plants of cherry tomato in Biotop device.

## 2.2. Technical Analysis

The water samples are filtered with Whatman 40 filter paper. The filtrate has been stored at 4°C until the analysis of the metals. The cultivation soil was dried in an oven (105°C.) for 24 hours and then crushed in an Agathe mortar and later homogenized. The cherry tomato plants are rinsed beforehand with tap water, and then abundantly cleansed with distilled water. The different parts of the plant (roots, stems, leaves and fruits of the first, second and third floral bouquet) are separated, cut into pieces and dried in an oven (105°C) for 24 hours, and then ground.

The digestion protocols concerning the preparation of samples for the quantitative analysis of lead (Pb) and chromium (Cr) in the growing soil and the cherry tomato plants are as follows:

Cultivation soils: 0.2 g in Teflon bombs of 30 ml. To this was added 1 ml of the hydrochloric acid (30%)-nitric acid (65%), 3/1; V/V and 6 ml of pure Norma hydrofluoric acid. The bombs are then closed and kept for pre-digestion at room temperature for 24 hours. They are then heated at 120°C for 4 hours in a thermostatic sand bath. After cooling, the volume is completed to 50 ml by bidistilled water in dilution tubes containing 2.7 g of boric acid [9].

A control is always prepared in parallel with the samples, and we did three replicates for each sample.

Cherry tomato plants: 0.5 g of sample were weighed into Teflon digestion bombs, in each of which 4 ml of supra-pure nitric acid (65%) is added before closing and keeping them for pre-digestion at room temperature throughout 24 hours. The bombs are then placed in a sand bath at 120°C until the solutions become clear and lucid (usually after 24 hours). After cooling, the contents of the bombs are transferred into dilution tubes of 50 ml and completed to 50 ml

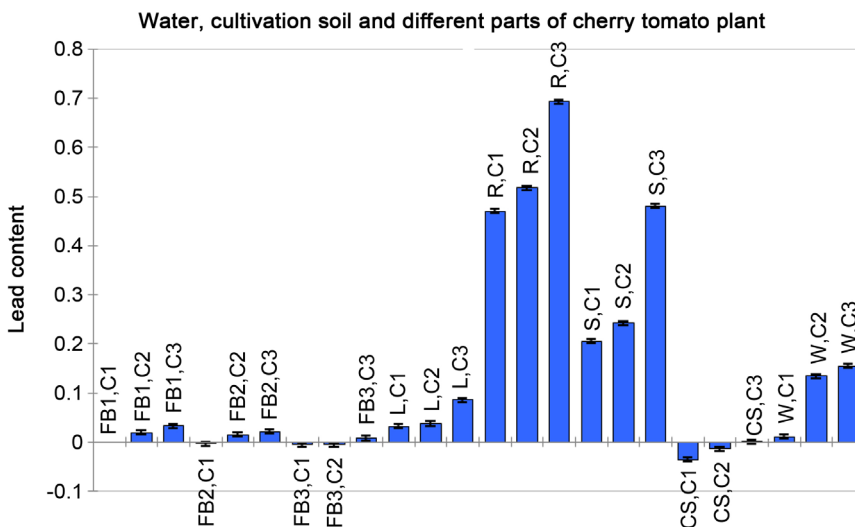
with bidistilled water [10].

The metal testing is then carried out at UATRS laboratory of National Centre for Technical and Scientific Research (CNRST) in Rabat, Morocco.

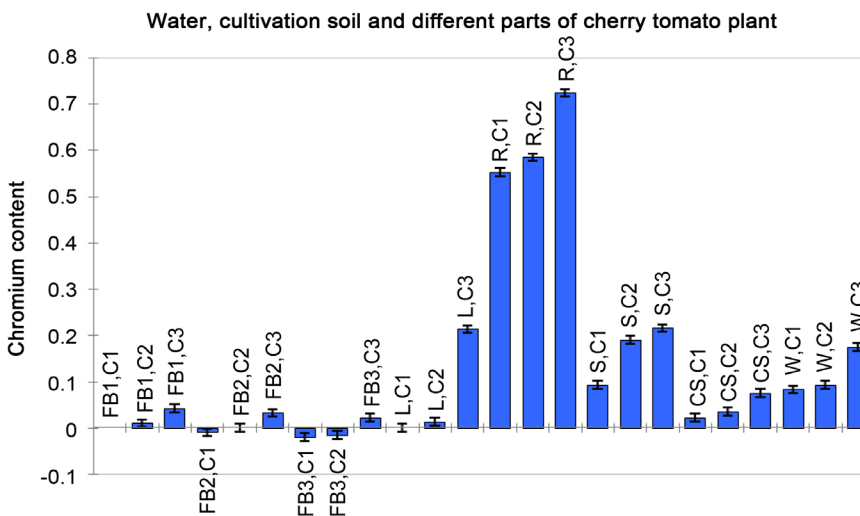
### 3. Results

#### 3.1. Evaluation of Phytoaccumulation of Lead and Chromium in Water, Cultivation Soil and Different Parts of Cherry Tomato Plant

We have observed and concluded that the roots are the most contaminated (Figure 3 and Figure 4), followed by the stem and then the leaves. The fruits of



**Figure 3.** Lead content in water, cultivation soil and different parts of cherry tomato plant. W: water, CS: cultivation soil, R: roots, S: stem, L: leaves, FBi: fruits of floral bouquets i. C1: 5 ppm, C2: 10 ppm, C3: 20 ppm.



**Figure 4.** Chromium content in water, cultivation soil and different parts of cherry tomato plant. W: water, CS: cultivation soil, R: roots, S: stem, L: leaves, FBi: fruits of floral bouquets i. C1: 5 ppm, C2: 10 ppm, C3: 20 ppm.

the three floral bouquets, however, are the least contaminated.

We have also noted that the contents of the two contaminants are always higher in water than those in cultivation soil and this apply for all three concentrations, yet they are much lower than those at the level of roots.

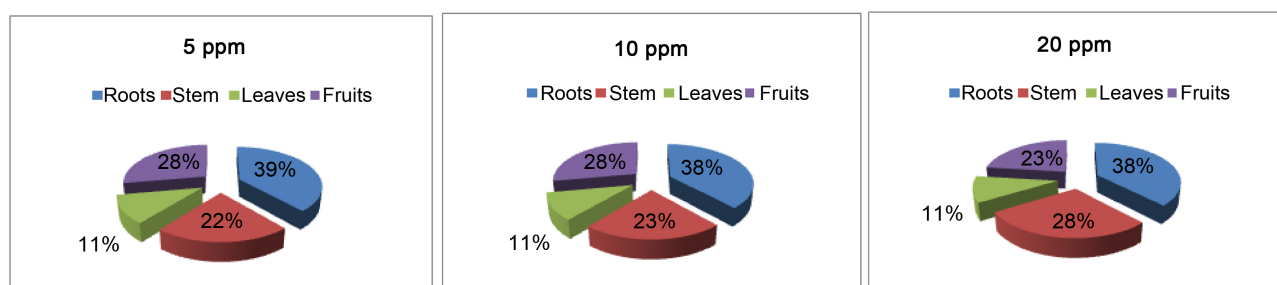
The percentage of lead translocation into the different parts of the cherry tomato plant shows no variation (**Figure 5**), according of course to each increase in concentration. As a result, an average of 38% of the total metal substance is found in the roots, 24% in the stem, 11% in the leaves and 26% in the fruit.

By contrast, the chromium average translocation prevails mainly in the roots (62%) compared to that of lead (38%) (**Figure 6**), bearing in mind though that it changes according to the concentration of the contaminant over the different parts of the plant. For the more the contaminant concentration increases, the less the percentage of its content becomes at the level of roots and higher it gets at the level of the fruit.

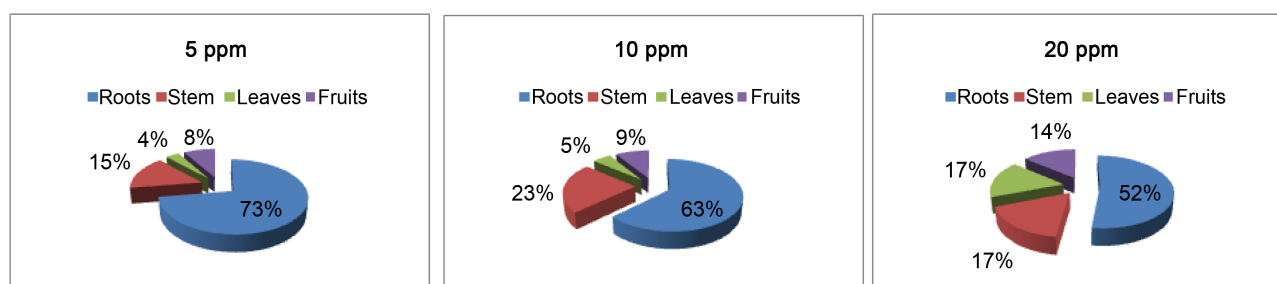
The Concentrations of element trace are commonly higher in the below-ground parts (roots and rhizomes) as compared to aboveground parts (stems, leaves, flowers of fruits) of wetland plant [11] [12] because the roots are primary sites for heavy metals uptake and the further movement to aboveground parts may be restricted [13]. Same results for vegetable plants such as cherry tomato.

The higher bioaccumulation of lead in the fruit could be explained by phloem mobility, which depends heavily on the compounds' physicochemical properties, such as lipophilicity and pKa. Ionic element trace may be trapped in the phloem, resulting in lower concentrations in the leaves and potentially higher accumulation in the fruit.

Another conclusion is related to the physiology of the plant: the better the



**Figure 5.** Lead distribution percentage in different parts of cherry tomato plant.



**Figure 6.** Chromium distribution percentage in different parts of cherry tomato plant.

fruit's ability to transpire water, the higher the risk of trace element accumulation within the fruit.

### 3.2. Evaluation of Phytoaccumulation of Lead and Chromium Depending on the Concentration

The analysis of variance and Tukey's test (HSD) for multiple comparisons of averages 5% were performed using the software Xlstat.

The concentrations of 5 ppm are very low and do not appear graphically.

Hence, the contents of lead and chromium in the various parts of the cherry tomato plant (roots, stem, leaves and fruits) (**Figure 7**) vary according to the concentration applied. The higher the latter is, the more significant is the content in each compartment. One should note that the level of lead and chromium is insignificant in the control plant.

According to Tukey's test,  $p < 0.05$ , there is no significant difference between the three concentrations for the two contaminants.

From the analysis of the box plots of lead and chromium (**Figure 8**), it is found that lead has a greater effect on the plant compared to chromium; the lead presence in the plant is higher compared to that of chromium.

## 4. Discussion

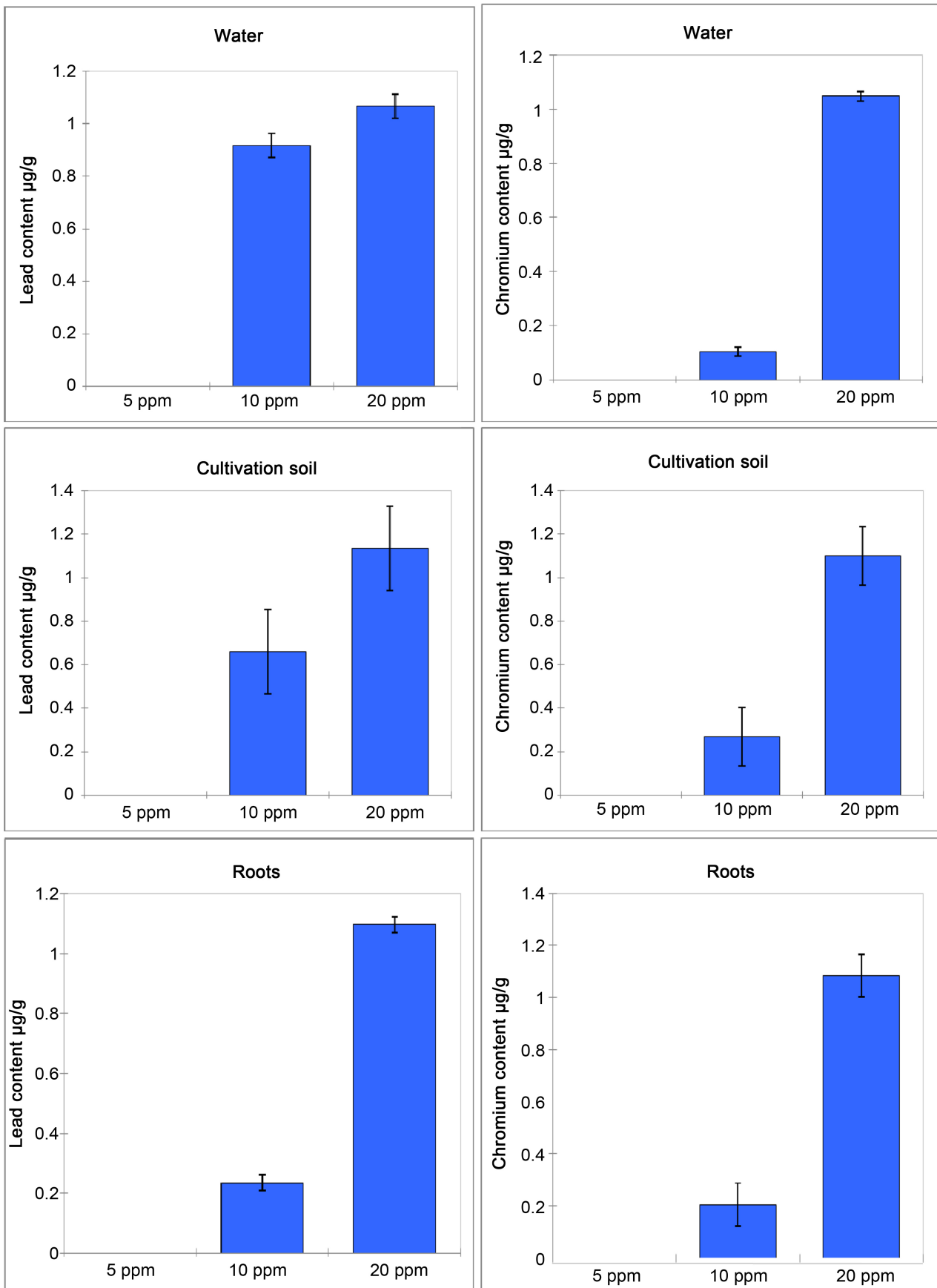
In fact, after the analysis of lead and chromium distribution in cherry tomato plants (**Figure 3** and **Figure 4**), it is inferred that accumulation occurs mainly at the level of the root, with concentrations decreasing from roots to fruits. This suggestion is also confirmed by [14] which have found that tomatoes grown in soil with a contribution of contaminated sludge that chromium also accumulates significantly in the roots and a low content that pass to leaves and fruits. Another contaminant that is cadmium, have also been reported to be present in roots of tomato grown in hydroponics more than in shoots [15]. Also those of [16], who had a similar results for concentrations of Zn in root tissues of eighteen emergent wetland plant species exposed to Zn in hydroponic culture.

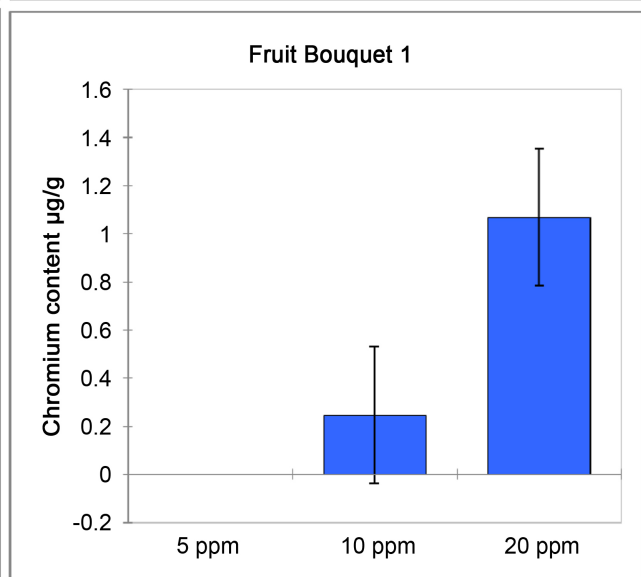
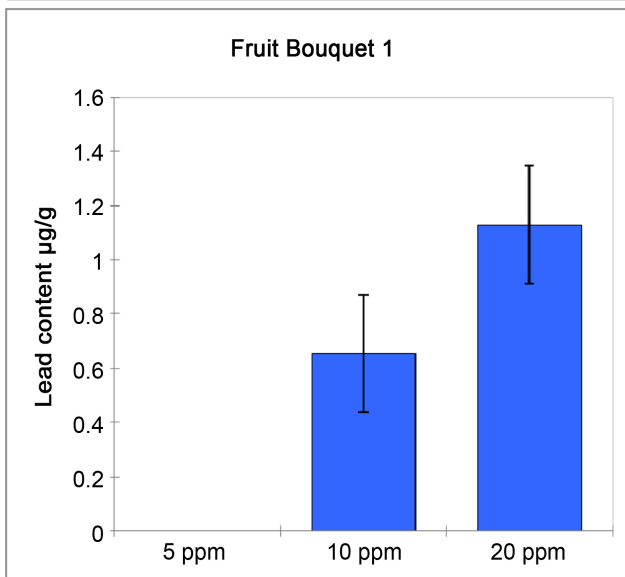
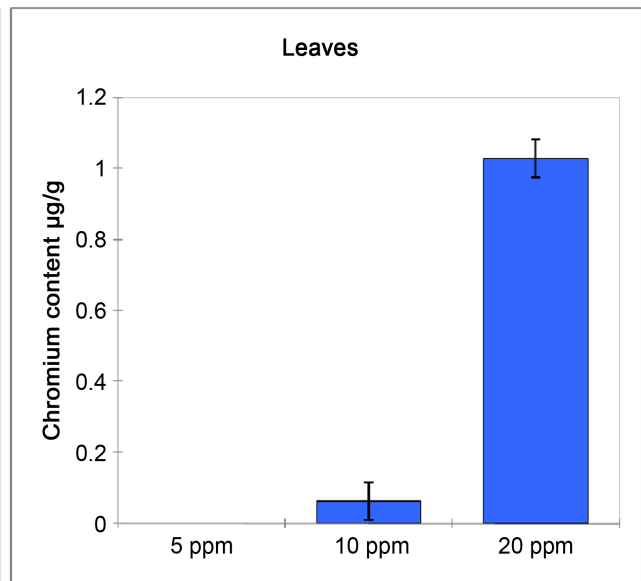
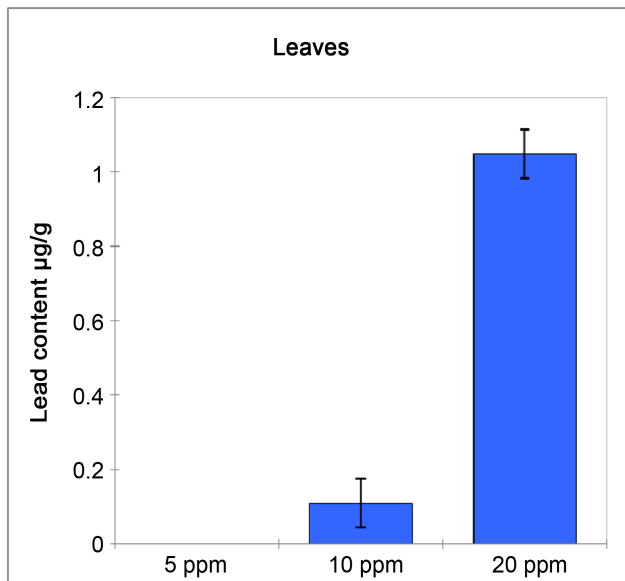
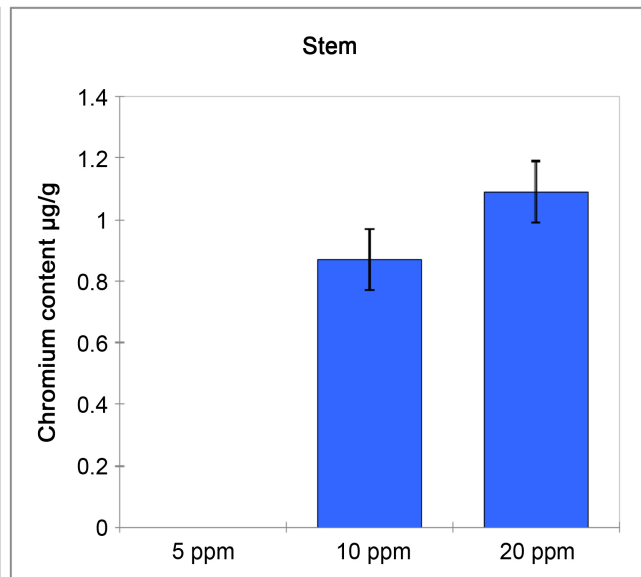
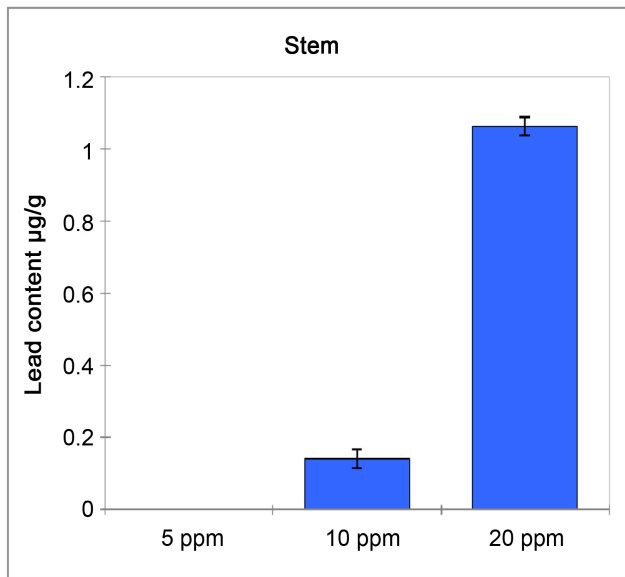
Lead is mainly resided (more than 50%) in the aerial organs for cherry tomato plant (**Figure 5**); a same result was found by [17] for *B. pilosa* and *T. Minuta*.

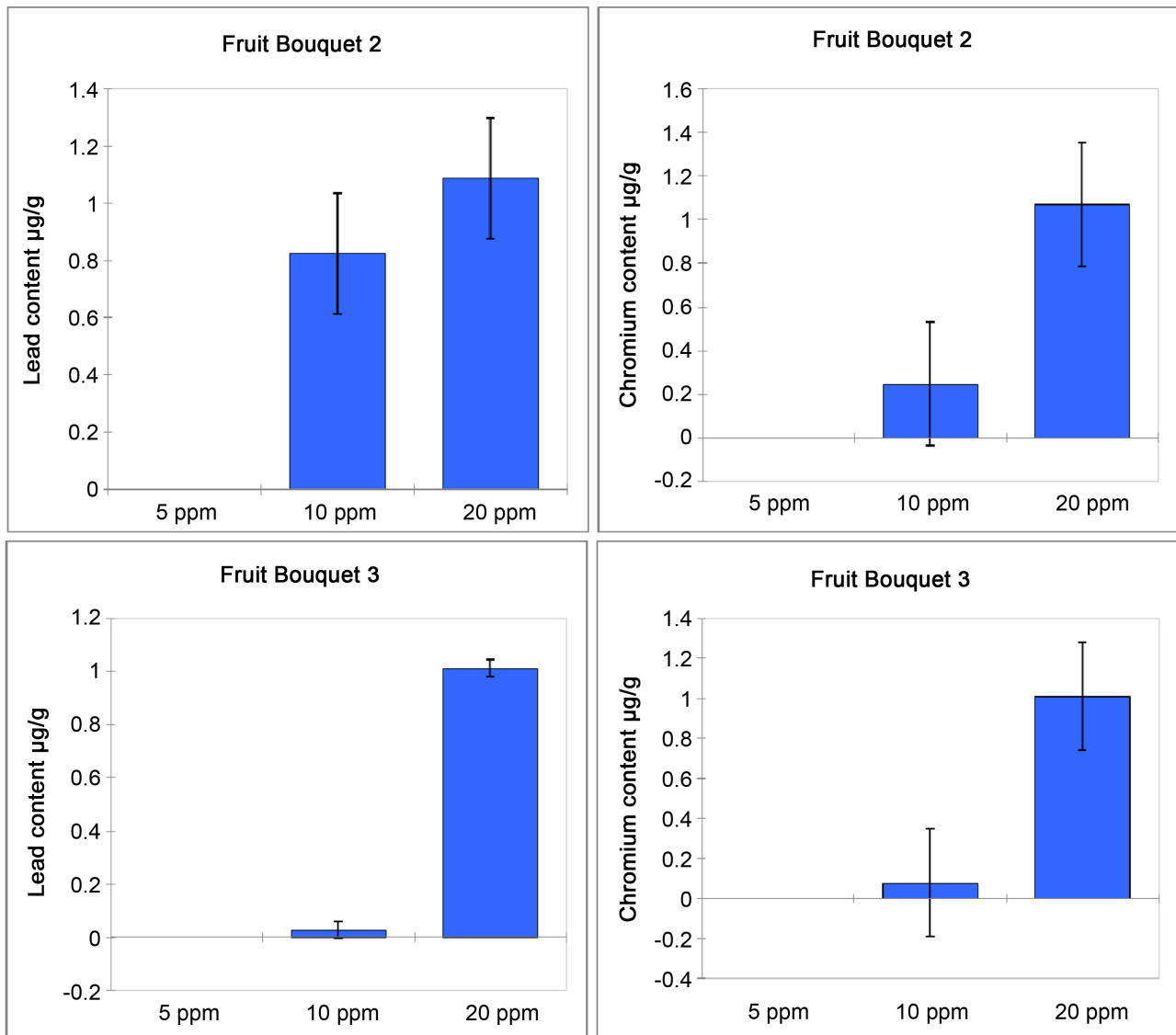
Only for chromium, (**Figure 6**) belowground accumulation was higher than aboveground accumulation in cherry tomato plant and also in *P. australis* plant, [18], this study are consistent with the findings of [19] who had similar results for arsenic and heavy metals in the two plants *C. alternifolius* and *E. amazonicus*. Same results also for rice root that acted as a more effective barrier to lead accumulation, [20].

In general roots possess real barriers controlling access to the rest of the plant, yet, despite this restriction of access, in general, we note an upward bioaccumulation of these metals according to the following order: root > stem > leaf > fruit [21].

We also observe that the concentrations in the cherry tomato plant differ as per to each metal. Lead is higher than chromium. As far as the **Figure 5** and





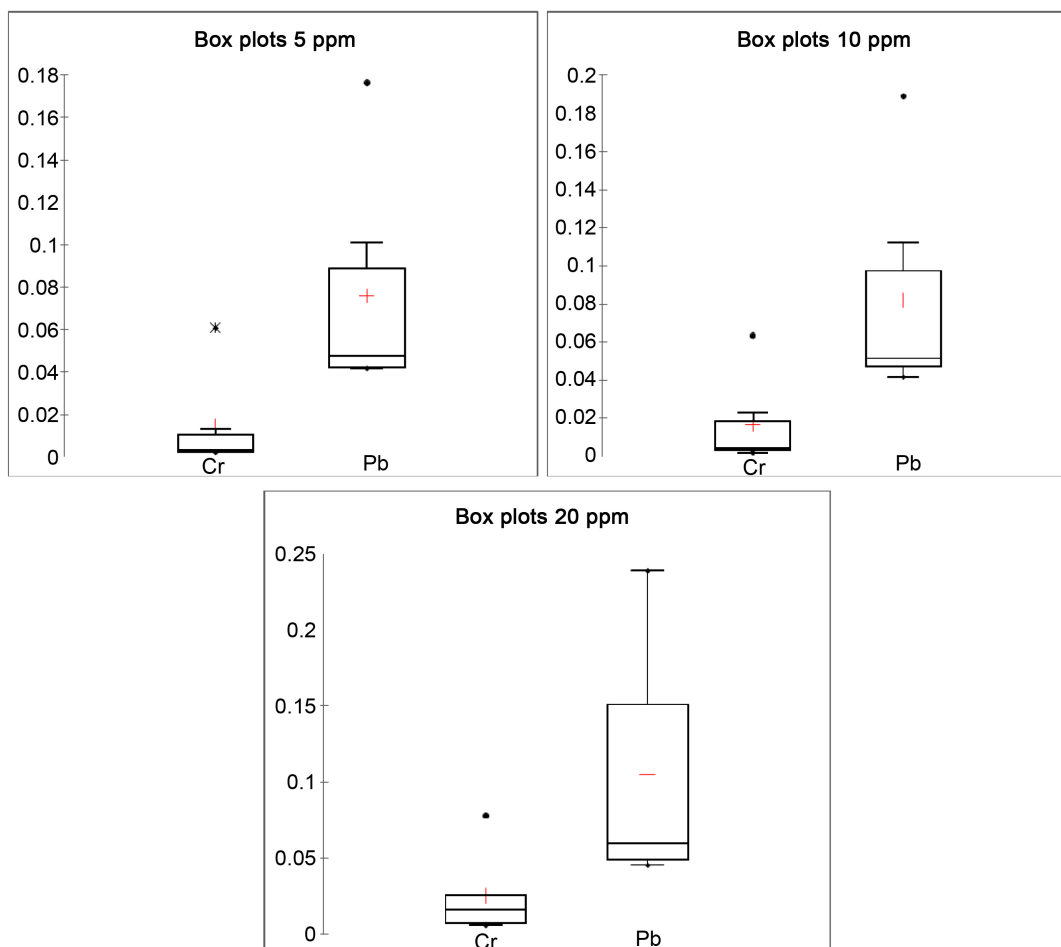


**Figure 7.** Content of lead and chromium in cherry tomato plants for the three concentrations, 5 ppm, 10 ppm and 20 ppm, with three repetitions for each concentration.

**Figure 6**, it is also noted that the average distribution of lead (26%) in the edible part of the plant is much higher than that of chromium (10%). Therefore, such an accumulation in the edible part of the plant could have implications on human health.

The contents of lead and chromium in the various parts of the cherry tomato plant (roots, stem, leaves and fruits) (**Figure 7**) vary according to the concentration applied, same results for tomato have also been found by [22].

Chromium is not an essential nutrient for plants. A few studies have shown that chromium in relatively small quantities may promote plant productivity [23] [24], It is for this reason that we find that the chromium concentration in the plant is less important than that of lead, (**Figure 8**), it may be that a part has been absorbed and used by the plant during its development process.



**Figure 8.** Box plots of the two variables lead and chromium.

## 5. Conclusions

In water and cultivation soil, lead content is higher than that of chromium in different concentrations levels of the contaminant.

Now, regarding the analysis of the presence of the two contaminants at the different parts of the plant, the latter generally shows an inclination to accumulating said contaminants within the whole plant, but preferentially within the roots.

Once accessing the root, the two trace elements permeate in the different organs of the plant. Their contents are higher in the leaves and stems than in the fruits, however. During the permeation process, the metals are fixed largely on the cell walls, which explain why most of the metals collected are found in the roots while only a smaller amount is found in the sprout.

To conclude, the roots play the role of a real barrier restricting access into the rest of the plant. However, despite such restriction, we notice a slight increasing bioaccumulation of these metals in the cherry tomato plant.

The limitation of this research is that we cannot make such a test for plants that we consume the stem, for example the turnips, or the plants whose leaves

are consumed such as celery, because it's difficult to follow the passage of the contaminant according to the logic: root/stem/leaf/fruit.

## Acknowledgements

This manuscript was produced in collaboration between the Scientific Institute and the Faculty of Sciences of Rabat. The authors thank the reviewers for comments and remarks that will improve the manuscript.

## Conflict of Interest

The authors declare that they have no conflict of interest.

## References

- [1] Fraga, C.G. (2005) Relevance, Essentiality and Toxicity of Trace Elements in Human Health. *Molecular Aspects of Medicine*, **26**, 235-244. <https://doi.org/10.1016/j.mam.2005.07.013>
- [2] Khairiah, J., Yu, H.Y., Khairal, N.I., Ang, W.W., Aminah, A., Maimon, A., Zalifah, M.K. and Geri, A.K. (2002) Bioavailability of Chromium in Vegetables of Selected Agricultural Areas of Malaysia. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, **5**, 471-473. <https://doi.org/10.3923/pjbs.2002.471.473>
- [3] Antunes, W.M., Luna, A.S., Henriques, C.A. and Da Costa, A.C.A. (2003) An Evaluation of Copper Biosorption by Brown Seaweed under Optimized Conditions. *Electronic Journal of Biotechnology*, **6**, 174-184.
- [4] Jamal, S.N., Zafa, I.M. and Athar, M. (2006) Effect of Aluminium and Chromium on the Germination and Growth of Two Vigna Species. *International Journal of Environmental Science and Technology*, **3**, 53-58. <https://doi.org/10.1007/BF03325907>
- [5] Peralta, J.R., Gardea, R.T.L., Thiemann, K.J., Gomez, E., Arteaga, S.R.E. and Parsons, J.G. (2000) Study of the Effects of Heavy Metals on Seed Germination and Plant Growth of Alfalfa Plant (*Medicago sativa*) Grown in Solid Media. *Proceedings of the 2000 Conference of Hazardous Waste Research*, **135**, 1-6.
- [6] Marcovecchio, J.E., Botté, S.E. and Freije, R.H. (2007) Heavy Metals, Major Metals, Trace Elements. In: Nollet, L.M.L., Ed., *Handbook of Water Analysis*, 2nd Edition, CRC Press, Boca Raton, 275-311. <https://doi.org/10.1201/9781420006315.ch11>
- [7] Chaignon, V. (2001) Biodisponibilité du cuivre dans la rhizosphère de différentes plantes cultivées. Cas de sols viticoles contaminés par des fongicides. Thèse: Ecole Doctorale, Sciences de l'Environnement: Système Terre, Université d'Aix-Marseille.
- [8] Tremel-Schaub, A. and et Feix, I. (2005) Contamination des sols-Transferts des sols vers les plantes. Agence de l'Environnement et de la Maîtrise de l'Énergie, 413 p.
- [9] Chiffolleau, J.-F., Cossa, D., Auger, D. and Truquet, I. (1994) Trace Metal Distribution, Partition and Fluxes in the Seine Estuary in Low Discharge Regime. *Marine Chemistry*, **47**, 145-158. [https://doi.org/10.1016/0304-4203\(94\)90105-8](https://doi.org/10.1016/0304-4203(94)90105-8)
- [10] Auger, D. (1989) Méthode de dosage du plomb, du cadmium, du cuivre et du zinc dans les milieux biologiques. Direction de l'environnement et de recherches océaniques. DERO-89-07-MR.
- [11] Galletti, A., Verlicchi, P. and Ranieri, E. (2010) Removal and Accumulation of Cu, Ni and Zn in Horizontal Subsurface Flow Constructed Wetlands: Contribution of Vegetation and Filling Medium. *Science of the Total Environment*, **408**, 5097-5105.

- [12] Fawzy, M.A., El-Sayed Badr, N., El-Khatib, A. and Abo-El-Kassem, A. (2012) Heavy Metal Biomonitoring and Phytoremediation Potentialities of Aquatic Macrophytes in River Nile. *Environmental Monitoring and Assessment*, **184**, 1753-1771. <https://doi.org/10.1007/s10661-011-2076-9>
- [13] Clemens, S., Palmgreen, M.G. and Kramer, U. (2002) A Long Way Ahead: Understanding and Engineering Plant Metal Accumulation. *Trends in Plant Science*, **7**, 309-315.
- [14] Kassaoui, H., Lebki, M., Lebki, A., El Rifi, H., Badoc, A. and Douira, A. (2009) Bioaccumulation of Heavy Metals in Tomato and Lettuce Fertilised with Sludge from a Wastewater Treatment Plant. *Bulletin of the Society of Pharmacy of Bordeaux*, **148**, 77-92.
- [15] Lopez-Millan, A., Sagardoy, R., Solanas, M., Abadia, A. and Abadia, J. (2009) Cadmium Toxicity in Tomato (*Lycopersicon esculentum*) Plants Grown in Hydroponics. *Environmental and Experimental Botany*, **65**, 376-385.
- [16] Yang, J., Tam, N.F.-Y. and Ye, Z. (2014) Root Porosity, Radial Oxygen Loss and Iron Plaque on Roots of Wetland Plants in Relation to Zinc Tolerance and Accumulation. *Plant Soil*, **374**, 815-828. <https://doi.org/10.1007/s11104-013-1922-7>
- [17] Salazara, M.J., Rodriguez, J.H., Cid, C.V., Bernardelli, C.E., Donati, E.R. and Pignatta, M.L. (2016) Soil Variables That Determine Lead Accumulation in *Bidens pilosa* L. and *Tagetes minuta* L. Growing in Polluted Soils. *Geoderma*, **279**, 97-108.
- [18] Vymazal, J. (2015) Concentration Is Not Enough to Evaluate Accumulation of Heavy Metals and Nutrients in Plants. *Science of the Total Environment*, **544**, 495-498.
- [19] Yang, J.X., Guo, Q.J., Yang, J., Zhou, X.Y., Ren, H.Y., Zhang, H.Z., Xu, R.X., Wang, X.D., Peters, M., Zhu, G.X., Wei, R.F., Tian, L.Y. and Han, X.K. (2016) Red Mud (RM)-Induced Enhancement of Iron Plaque Formation Reduces Arsenic and Metal Accumulation in Two Wetland Plant Species. *International Journal of Phytoremediation*, **18**, 269-277.
- [20] Yang, J., Liu, Z., Wan, X., Zheng, G., Yang, J., Zhang, H., Guo, L., Wang, X., Zhou, X., Guo, Q., Xu, R., Zhou, G., Peters, M., Zhu, G., Wei, R., Tian, L. and Han, X. (2016) Interaction between Sulfur and Lead in Toxicity, Iron Plaque Formation and Lead Accumulation in Rice Plant. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, **128**, 206-212.
- [21] Prasad, M.N.V. and Hagemeyer, J. (1999) Heavy Metal Stress in Plants—From Molecules to Ecosystems. Springer-Verlag, Heidelberg, Berlin, New York, 401. <https://doi.org/10.1007/978-3-662-07745-0>
- [22] Opeolu, O., Adenuga, O.O., Ndakidemi, P.A. and Olujimi, O.O. (2010) Assessment of Phyto-Toxicity Potential of Lead on Tomato (*Lycopersicon esculentum* L) Planted on Contaminated Soils. *International Journal of Physical Sciences*, **5**, 68-73.
- [23] Zayed, A.M. and Terry, N. (2003) Chromium in the Environment: Factors Affecting Biological Remediation. *Plant Soil*, **249**, 139e156.
- [24] Prasad, A., Singh, A.K., Chand, S., Chanotiya, C.S. and Patra, D.D. (2010) Effect of Chromium and Lead on Yield, Chemical Composition of Essential Oil, and Accumulation of Heavy Metals of Mint Species. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, **41**, 2170e2186.

**Submit or recommend next manuscript to SCIRP and we will provide best service for you:**

Accepting pre-submission inquiries through Email, Facebook, LinkedIn, Twitter, etc.

A wide selection of journals (inclusive of 9 subjects, more than 200 journals)

Providing 24-hour high-quality service

User-friendly online submission system

Fair and swift peer-review system

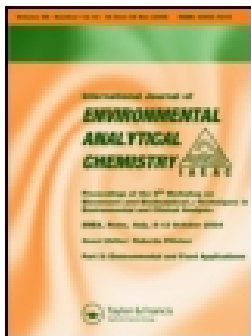
Efficient typesetting and proofreading procedure

Display of the result of downloads and visits, as well as the number of cited articles

Maximum dissemination of your research work

Submit your manuscript at: <http://papersubmission.scirp.org/>

Or contact [gep@scirp.org](mailto:gep@scirp.org)



## Uptake and accumulation of lead in *Lycopersicon esculentum* and *Phaseolus vulgaris* L. planted on organic hydroponics

Loubna Azariz, Souad Elblidi, Mohamed Fekhaoui & Ahmed Yahyaoui

To cite this article: Loubna Azariz, Souad Elblidi, Mohamed Fekhaoui & Ahmed Yahyaoui (2020): Uptake and accumulation of lead in *Lycopersicon esculentum* and *Phaseolus vulgaris* L. planted on organic hydroponics, International Journal of Environmental Analytical Chemistry

To link to this article: <https://doi.org/10.1080/03067319.2019.1700969>



Published online: 07 Jan 2020.



Submit your article to this journal [↗](#)



View related articles [↗](#)



View Crossmark data [↗](#)



## Uptake and accumulation of lead in *Lycopersicon esculentum* and *Phaseolus vulgaris* L. planted on organic hydroponics

Loubna Azariz <sup>a</sup>, Souad Elblidi<sup>a</sup>, Mohamed Fekhaoui<sup>a</sup> and Ahmed Yahyaoui<sup>b</sup>

<sup>a</sup>Scientific Institute, Department of Zoology and Animal Ecology, Pollution Unit, Ecotoxicology and Health Risk, Mohammed V University, Rabat, Morocco; <sup>b</sup>Faculty of sciences, Department of biology, Laboratory of Zoology and General Biology, Mohammed V University, Rabat, Morocco

### ABSTRACT

The effects of lead nitrate  $Pb(NO_3)_2$  on cherry tomato, *Lycopersicon esculentum* and green beans, *Phaseolus vulgaris* L. planted on organic hydroponics, was assessed in terms of performance and production at various concentrations (5, 10 and 20 ppm). The residual lead was also determined in experimental soil, nutrient solution, and in experimental plant tissues. Results showed that plant performance was significantly reduced with increasing concentrations of lead contamination. Results also showed that the highest concentrations of lead was found in the plant leaves for green beans, but it was accumulated in the cherry tomato roots rather than in the other tissues, meanwhile the fruits accumulated the lowest concentration for both plants; however, lead contamination has no adverse effects on both plants' production.

### ARTICLE HISTORY

Received 23 September 2019  
Accepted 18 November 2019

### KEYWORDS

Biaponics; cherry tomato;  
green bean; lead; uptake

## 1. Introduction

Trace metals are identified as cumulative, intractable in-organic pollutants widely existing in the environment, Toxic metal soil pollution is currently considered to be one of the most serious environmental problems due to its persistence and toxicity, and at many locations it is continuously worsening as a result of human activities [1–5], their effects of pollution manifest as trace metal migration and transformation [6]. These pollutants are elements that cannot be degraded by microbial or chemical process to alter or reduce their toxicity over time [7]. The toxicity of trace metals depends on their concentrations and availability and on the target organism; however, the serious adverse health effects would be minimized if these trace metals were reduced to transfer to the food chain [8]. Recently, there has been an increasing concern over the accumulation of trace metals in food and their potential hazards to human health [9]. The transfer and accumulation of trace metals in the animal and human bodies over the food chain cause DNA damage, carcinogenic effects and induction of mutations [10,11]. Other than safety concerns, excessive trace metals also contaminate soils and affect crop growth and quality [12]. Lead (Pb) is one of the most frequently encountered heavy metals in polluted environments, Pb contamination remains a significant public health problem because Pb has the potential to be absorbed and bio-accumulate in plants [13], causing phenotypic

symptoms of toxicity [14], and a greater potential for trophic transfer along the food chain [15–17].

The approaches that have been used for the study of uptake and accumulation of lead in leguminous plants (cherry tomato and green beans), that are among the most cultivated and consumed legumes throughout the world, and they are considered one of the major food legume crops in the Mediterranean region, the Middle East and Latin America [18]. They are adapted to grow in a broad zone of climates, and they are a perfect rotation crop because its roots are associated with nitrogen-fixing bacteria [19], are either outdoor soil-grown, in which the plants were grown in previously contaminated soils, or experimental techniques, in a controlled environments such as hydroponics. In the present study, we have opted to a new technique (bioponics) based on a practice derived from hydroponics, it is a soilless technique that primarily uses inorganic fertilizers. The benefit of bioponics is that by growing entirely with inorganic nutrients, beneficial microbes colonize on, and around the plant roots. This aids in biofiltration and improves fertilizing nutrient uptake.

To our knowledge, so far, no prediction models for the uptake of trace metals by cherry tomato plants grown on bioponics, in biotop device can be found in the literature. Thus, the present study was conducted to develop a novel regression models for predicting the concentrations of trace metals in cherry tomato plants from their concentration in the nutrient solution. So the objective of this work, therefore, was to assess the influence of lead contamination on plant performance and production, and also to assess the residual content of this metal, in tissues plant of cherry tomato *Lycopersicon esculentum* and green beans *Phaseolus vulgaris* L. on bioponics, to reveal if we will have the same results as in a hydroponic culture, and cultivation in soil.

## 2. Experimental

### 2.1. Plant material and growth conditions

We realized two successive campaigns, adopting greenhouse cultivation, using a biotope device (Figure 1), one-weeks-old seedlings of equal vigour raised in pots were selected and transplanted into both biotop boxes, filled with experimental soil (5 liters of the soil per box sieved with 4-mm pore size sieve) previously placed on 4 liters of cork granulate. The

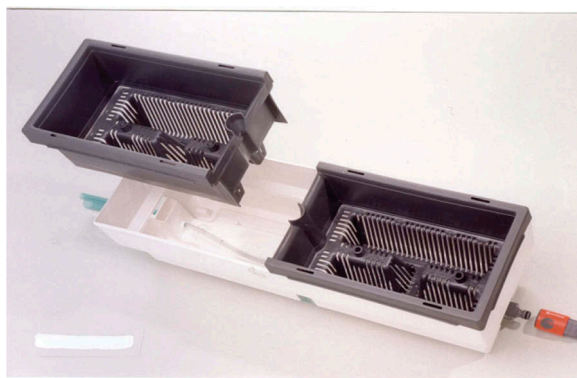


Figure 1. Biotope device.

seedlings were irrigated with a stream which contains distilled water and fertilizer solution (NPK 6.6.6); to enhance plant growth and fruit production, this solution was applied once a week per box, from transplanting to reaping. After sufficient development of the root system, usually one month after transplanting for green bean and two month for cherry tomato plants, the nutrient solution is then contaminated once, with various concentrations of Pb (5, 10, 20 ppm) as  $\text{Pb}(\text{NO}_3)_2$ . The pH value is between 5.9 and 6.3, it was adjusted with sodium bicarbonates and the conductivity is maintained at 2.4 (ms/cm).

We used 8 biotop devices in total, each two devices are reserved for the same concentration (5, 10 or 20 ppm), each device contains either two plants of cherry tomato or plants of green bean, and the two last devices are reserved to the control (Figure 2), and the experiment was carried out in replicates of three.

To have an early product and allow fast-growing fruit, only three bouquets of flowers are kept, and also to be able to make a comparison with the green beans that give us three harvests. The plant number of leaves and flowers were counted first, at transplanting and at 1 week interval for 4 weeks for green bean plants, and 8 weeks for cherry



**Figure 2.** Plants of cherry tomato and green beans in biotope device.

tomato plants, when plants were harvested, while the number of fruits were immediately counted at onset of flowering and fruit production.

## **2.2. Sampling procedure**

The nutrient solution, water-based samples are put in polyethylene bottles previously washed with soap, then acid (10% HCl) and finally rinsed several times with distilled water. The samples were then fixed with 2% HNO<sub>3</sub>. The experimental soil was extracted from the surface (up 5 cm of thickness) using a non-metallic tool, and stored in clean plastic bags at low-temperature. The cherry tomato and green bean plants are carefully washed, with tap water first and then three times with ultrapure water (essentially roots and rhizospheric soil) and put in clean plastic bags and kept at low temperature as well.

## **2.3. Technical analysis**

Once in the laboratory, the water samples are filtered with Whatman 40 filter paper. The filtrate has been stored at 4°C until the analysis of the metals. The experimental soil was dried in an oven (105 °C.) for 24 hours and then crushed in an Agathe mortar and later homogenized. The plants are rinsed beforehand with tap water, and then abundantly cleansed with distilled water. The different parts of the plants (roots, stems, leaves and fruits) are separated, and then oven-dried at 105°C for 24 hours to dry weight (DW) [20], and then ground. The digestion protocols concerning the preparation of samples for the quantitative analysis of lead (Pb) in the potting soil for both plants are as follows:

Experimental soil: 0.2 g in Teflon bombs of 30 ml. To this was added 1 ml of the hydrochloric acid (30%)-nitric acid (65%), 3/1; V/V and 6 ml of pure Norma hydrofluoric acid. The bombs are then closed and kept for pre-digestion at room temperature for 24 hours. They are then heated at 120°C for 4 hours in a thermostatic sand bath. After cooling, the volume is completed to 50 ml by bidistilled water in dilution tubes containing 2.7 g of boric acid [20].

Plants: 0.5 g of sample were weighed into Teflon digestion bombs, in each of which 4 ml of supra-pure nitric acid (65%) is added before closing and keeping them for pre-digestion at room temperature throughout 24 hours. The bombs are then placed in a sand bath at 120°C until the solutions become clear and lucid (usually after 24 hours). After cooling, the contents of the bombs are transferred into dilution tubes of 50 ml and completed to 50 ml with bidistilled water [21].

A control is always prepared in parallel with the samples, and we did three replicates for each sample. All samples were stored in darkness until analytical procedures [22], which has been realized at UATRS laboratory of National Centre for Technical and Scientific Research (CNRST) in Rabat, Morocco.

## **2.4. Data analysis**

The different data collected were subjected to statistical analyses using SPSS. Tools used include descriptive, analysis of variance (ANOVA) and Duncan multiple range test for statistical significance at 95% confidence level. Regression models were created to estimate trace metal concentrations in experimental soil, nutrient solution and plants tissues.

### 3. Results

#### 3.1. Effects of Pb contamination on performance of cherry tomato and green bean plants

The experimental soil physicochemical characteristics are presented in Table 1, in general, the values for the various parameters determined fall within the ranges reported in literatures, indicating that the soil was suitable for cultivation of leguminous plants [23].

The results of the effects of Pb contamination on cherry tomato performance measured for 8 weeks after adding contaminant are shown in Tables 2 and 3, and it was found that plant performance generally affected with increased concentration of Pb, results also showed that the number of leaves in each plant of cherry tomato has changed with increase in concentration of Pb contamination, for instance, at 20 ppm, the leaves decreased from  $133.40 \pm 35.93$  to  $119.56 \pm 32.02$  in the 7th week (Table 2), it was observed also that there was no significant difference in branches number for the two first concentrations 5 and 10 ppm, but there was a significant difference for 20 ppm, for example, in the 5th week, the number of branches was  $14.00 \pm 1.92$  at 20 ppm compared to the control  $19.00 \pm 3.24$  (Table 3).

Tables 4 and 5, presents the effects of Pb contamination on green beans performance during 4 weeks after adding contaminant; it was showed that the plant performance was affected with increased concentration of Pb, especially for 20 ppm, and it was also observed that the number of leaves in each plant of green bean, has not changed with increase in concentration of Pb contamination, for 5 and 10 ppm, but decreased for 20 ppm (Table 4), the same goes for branches number (Table 5).

#### 3.2. Effects of Pb contamination on production of cherry tomato and green bean plants

Pb effect was pronounced on production of experimental plants, for the three harvests. Usually, the number of fruits of cherry tomatoes decreases from one bloom to another; the results showed that there was no significant difference in the numbers of fruits produced for the control compared to all treatments (Table 6). Concerning green beans the flowering is short and all pods ripen almost at the same time, with an interval of 2 or 3

**Table 1.** Physicochemical properties of experimental soil.

Parameter	Value
pH (H <sub>2</sub> O)	6,4
% Organic matter	80
CEC (meq/100 g)	34,67
Sand (%)	–
Silt (%)	–
Clay (%)	–
Calibration	0–20 mm
% Water content	54
Conductivity	45 (ms/m)
N	250 g/m <sup>3</sup>
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	120 g/m <sup>3</sup>
K <sub>2</sub> O	80 g/m <sup>3</sup>
Textural class	Organic potting soil

**Table 2.** Effect of lead on the number of leaves of cherry tomato plants.

	W1	W2	W3	W4	W5	W6	W7	W8
CTL	22.10 ± 1.05c	32.00 ± 3.36b	57.40 ± 7.90d	76.40 ± 14.23c	102.07 ± 8.52c	133.40 ± 35.93d	133.40 ± 35.93d	103.12 ± 10.76c
5 ppm	20.00 ± 1.26b	32.60 ± 2.83b	55.60 ± 8.01c	76.32 ± 14.02c	115.29 ± 28.43d	120.01 ± 12.43b	130.01 ± 33.84c	98.80 ± 16.84b
10 ppm	22.4 ± 0.96c	34.60 ± 3.03c	53.40 ± 6.88b	72.20 ± 13.98b	98.80 ± 12.41b	122.20 ± 12.58c	124.20 ± 12.60b	103.43 ± 8.34c
20 ppm	18.80 ± 2.85a	23.40 ± 6.73a	37.80 ± 4.63a	61.60 ± 7.90a	77.80 ± 16.3a	114 ± 39.32a	119.56 ± 32.02a	95.11 ± 15.34a

Means followed by the same letter within a column do not differ significantly according to DMRT at  $p = 0.05$ ; W = Weeks after contaminant add; CTL = Control.

**Table 3.** Effect of lead on the number of branches of cherry tomato plants.

	W1	W2	W3	W4	W5	W6	W7	W8
CTL	6.34 ± 0.21a	10.23 ± 0.98b	13.40 ± 1.92c	15.23 ± 2.02c	19.00 ± 3.24c	22.00 ± 3.16b	22.00 ± 3.16b	22.00 ± 3.16b
5 ppm	6.23 ± 0.15a	9.03 ± 0.76a	12.10 ± 1.71b	14.45 ± 2.34b	18.57 ± 4.02b	21.23 ± 2.02b	21.23 ± 2.02b	21.23 ± 2.02b
10 ppm	7.03 ± 0.31b	10.00 ± 0.81b	12.00 ± 0.89b	14.32 ± 1.23b	17.32 ± 4.89b	20.32 ± 3.26a	20.32 ± 3.26a	20.32 ± 3.26a
20 ppm	5.40 ± 0.39a	8.00 ± 1.70a	10.40 ± 0.93a	13.00 ± 1.22a	14.00 ± 1.92a	19.40 ± 4.28a	19.40 ± 4.28a	19.40 ± 4.28a

Means followed by the same letter within a column do not differ significantly according to DMRT at  $p = 0.05$ ; W = Weeks after contaminant add; CTL = Control.

**Table 4.** Effect of lead on the number of leaves of green bean plants.

	W1	W2	W3	W4
CTL	8.34 ± 2.58b	12.20 ± 2.78b	14.40 ± 5.92b	12.23 ± 3.02b
5 ppm	7.98 ± 2.12a	12.69 ± 2.81b	13.78 ± 3.71a	10.45 ± 3.34a
10 ppm	8.03 ± 2.00b	13.35 ± 2.92c	15.11 ± 4.89c	13.32 ± 3.23c
20 ppm	7.00 ± 1.05a	11.00 ± 1.18a	13.00 ± 1.22a	10.00 ± 0.84a

Means followed by the same letter within a column do not differ significantly according to DMRT at  $p = 0.05$ ; W = Weeks after contaminant add; CTL = Control.

**Table 5.** Effect of lead on the stem and the auxiliary branches of green bean plants.

	W1	W2	W3	W4
CTL	12.05 ± 1.89c	15.12 ± 3.56b	15.12 ± 3.56c	15.12 ± 3.56c
5 ppm	11.56 ± 1.15b	14.03 ± 3.76a	14.03 ± 3.76b	14.03 ± 3.76b
10 ppm	11.32 ± 1.07b	13.00 ± 3.81a	15.00 ± 3.81c	15.00 ± 3.81c
20 ppm	10.40 ± 0.93a	13.45 ± 2.89a	11.00 ± 1.18a	11.00 ± 1.18a

Means followed by the same letter within a column do not differ significantly according to DMRT at  $p = 0.05$ ; W = Weeks after contaminant add; CTL = Control.

**Table 6.** Number of fruits of the first, second and the third harvest of cherry tomato plants.

	1st Harvest	2nd Harvest	3rd Harvest
CTL	44.04 ± 2.42b	38.78 ± 4.21c	28.82 ± 3.77b
5 ppm	44.34 ± 2.47b	33.03 ± 3.13a	29.10 ± 1.71c
10 ppm	42.04 ± 1.98a	35.45 ± 3.58b	25.92 ± 4.89a
20 ppm	43.00 ± 2.04a	33.00 ± 3.32a	26.54 ± 5.03a

Means followed by the same letter within a column do not differ significantly according to DMRT at  $p = 0.05$ ; W: Weeks after contaminant add; CTL = Control.

**Table 7.** Number of fruits of the first, second and the third harvest of green bean plants.

	1st Harvest	2nd Harvest	3rd Harvest
CTL	12.05 ± 1.89a	9.12 ± 2.20b	4.12 ± 0.56a
5 ppm	11.56 ± 1.15a	7.03 ± 2.00a	4.03 ± 1.76a
10 ppm	11.32 ± 1.07a	8.00 ± 2.32a	3.00 ± 0.81a
20 ppm	11.78 ± 1.39a	8.45 ± 2.78a	4.45 ± 0.89a

Means followed by the same letter within a column do not differ significantly according to DMRT at  $p = 0.05$ ; WAT: Weeks after contaminant add; CTL = Control.

days between the three harvests. The results showed that there was no significant difference in the numbers of fruits production in green bean plants for the three harvests, for all treatments (Table 7).

### 3.3. Residual Pb in plant tissues

Regression models were created to estimate the Pb concentrations in cherry tomato and green bean tissues based on their concentration in the nutrient solution, and also the residual lead was also determined in the experimental soil. The results of the prediction precisions of these models are summarized in Tables 8 and 9; and nothing has been detected for control samples.

**Table 8.** Regression model for Pb concentrations in nutrient solution, experimental soil and cherry tomato tissues ME: model efficiency, MNAE: mean normalized average error.

Equation	R <sup>2</sup>	ME	MNAE	Student's <i>t</i> -test		
				<i>t</i> -value	<i>P</i>	
5 ppm	<b>Pb</b> <i>water</i> = 1.645	0.851	0.791	0.063	0.104	0.895
	<b>Pb</b> <i>experimental soil</i> = 0.106	0.795	0.802	0.116	0.720	0.422
	<b>Pb</b> <i>roots</i> = 2.566	0.902	0.772	0.108	0.021	0.984
	<b>Pb</b> <i>stem</i> = 2.212	0.784	0.808	0.044	0.092	0.931
	<b>Pb</b> <i>leaves</i> = 1.329	0.877	0.864	0.101	0.936	0.392
	<b>Pb</b> <i>1st harvest</i> = 0.433	0.782	0.741	0.029	0.781	0.470
	<b>Pb</b> <i>2nd harvest</i> = 0.212	0.829	0.670	0.359	1.174	0.293
	<b>Pb</b> <i>3rd harvest</i> = 0.101	0.900	0.642	0.112	1.046	0.343
	10 ppm	<b>Pb</b> <i>water</i> = 1.933	0.811	0.830	0.071	0.137
<b>Pb</b> <i>experimental soil</i> = 0.768		0.88	0.725	0.062	0.144	0.917
<b>Pb</b> <i>roots</i> = 2.899		0.752	0.398	0.117	1.260	0.263
<b>Pb</b> <i>stem</i> = 2.540		0.620	0.344	0.044	0.354	0.737
<b>Pb</b> <i>leaves</i> = 1.867		0.901	0.838	0.062	0.436	0.681
<b>Pb</b> <i>1st harvest</i> = 1.233		0.887	0.824	0.076	0.267	0.800
<b>Pb</b> <i>2nd harvest</i> = 1.201		0.846	0.811	0.104	0.143	0.428
<b>Pb</b> <i>3rd harvest</i> = 0.893		0.820	0.718	0.083	0.105	0.912
20 ppm		<b>Pb</b> <i>water</i> = 2.322	0.840	0.723	0.131	0.601
	<b>Pb</b> <i>experimental soil</i> = 0.200	0.855	0.601	0.026	0.179	0.908
	<b>Pb</b> <i>roots</i> = 3.121	0.902	0.875	0.102	0.120	0.909
	<b>Pb</b> <i>stem</i> = 2.082	0.825	0.727	0.111	0.679	0.527
	<b>Pb</b> <i>leaves</i> = 2.001	0.831	0.846	0.312	1.472	0.201
	<b>Pb</b> <i>1st harvest</i> = 1.124	0.749	0.640	0.058	0.175	0.868
	<b>Pb</b> <i>2nd harvest</i> = 0.566	0.782	0.741	0.029	0.781	0.470
	<b>Pb</b> <i>3rd harvest</i> = 0.201	0.859	0.711	0.086	0.109	0.918

**Table 9.** Regression model for Pb concentrations in nutrient solution, experimental soil and green bean tissues ME: model efficiency, MNAE: mean normalized average error.

Equation	R <sup>2</sup>	ME	MNAE	Student's <i>t</i> -test		
				<i>t</i> -value	<i>P</i>	
5 ppm	<b>Pb</b> <i>nutrient solution</i> = 1.457	0.788	0.732	0.081	0.203	0.922
	<b>Pb</b> <i>experimental soil</i> = - 1.422	0.532	0.499	0.091	0.712	0.526
	<b>Pb</b> <i>roots</i> = 1.147	0.697	0.565	0.080	0.730	0.498
	<b>Pb</b> <i>stem</i> = 1.449	0.859	0.711	0.086	0.109	0.918
	<b>Pb</b> <i>leaves</i> = 2.312	0.840	0.449	0.032	0.480	0.652
	<b>Pb</b> <i>1st harvest</i> = - 1.151	0.766	0.301	0.086	0.292	0.782
	<b>Pb</b> <i>2nd harvest</i> = - 1.324	0.873	0.489	0.103	0.076	0.942
	<b>Pb</b> <i>3rd harvest</i> = - 1.676	0.506	0.405	0.098	0.756	0.484
	10 ppm	<b>Pb</b> <i>nutrient solution</i> = 2.203	0.732	0.615	0.043	1.142
<b>Pb</b> <i>experimental soil</i> = 0,677		0.736	0.623	0.057	0.744	0.356
<b>Pb</b> <i>roots</i> = 1.552		0.750	0.656	0.079	0.816	0.452
<b>Pb</b> <i>stem</i> = 1.807		0.873	0.847	0.068	0.673	0.531
<b>Pb</b> <i>leaves</i> = 2.523		0.862	0.694	0.049	1.116	0.315
<b>Pb</b> <i>1st harvest</i> = - 1.021		0.741	0.649	0.064	0.131	0.901
<b>Pb</b> <i>2nd harvest</i> = 0.675		0.696	0.675	0.063	0.753	0.486
<b>Pb</b> <i>3rd harvest</i> = 0. 270		0.633	0.321	0.084	1.172	0.294
20 ppm		<b>Pb</b> <i>nutrient solution</i> = 2,087	0.830	0.833	0.156	0.322
	<b>Pb</b> <i>experimental soil</i> = 1,950	0.795	0.877	0.051	0.533	0.430
	<b>Pb</b> <i>roots</i> = 1.927	0.851	0.870	0.082	0.589	0.581
	<b>Pb</b> <i>stem</i> = 2.121	0.902	0.875	0.167	0.120	0.909
	<b>Pb</b> <i>leaves</i> = 3.251	0.825	0.727	0.311	0.679	0.527
	<b>Pb</b> <i>1st harvest</i> = 1.739	0.831	0.846	0.104	1.472	0.201
	<b>Pb</b> <i>2nd harvest</i> = 0.722	0.749	0.640	0.058	0.175	0.868
	<b>Pb</b> <i>3rd harvest</i> = 0.488	0.782	0.741	0.029	0.781	0.470

Results showed that studied species translocated Pb from root to shoots; so the residual Pb was detected in all plants tissues (roots, stem, leaves and fruits). It was found also that concentrations were lowest in green beans and highest in cherry tomato plants for 5 and 10 ppm, but the opposite was noticed for 20 ppm, green bean revealed significantly higher Pb content.

For cherry tomato, Pb contents in nutrient solution is always higher than those in leaves, but still much lower than those in roots and stem, while contents in nutrient solution for green beans is higher than those in roots and stem, but lower than those in leaves, this indicates that both experimental plants have not absorbed all of the bioavailable amount in the nutrient solution.

The Pb concentration in the different tissues of cherry tomato showed that Pb was accumulated in the plant roots rather than the other tissues. Meanwhile, the highest concentrations of Pb for green beans were found in the plant leaves. It is important to note that lead content in the 1st harvest is potentially available, thus indicating a strong incorporation of the metal from the roots to the aerial parts, but fruits remain the tissues that accumulated the lowest concentration of Pb, especially green bean plants. The  $R^2$  for all models was high and ranged between 0.506 and 0.902. The model efficiency (ME) values ranged between 0.301 and 0.875, and a low mean normalized average error (MNAE), indicated a good fit of the regression model.

#### 4. Discussion

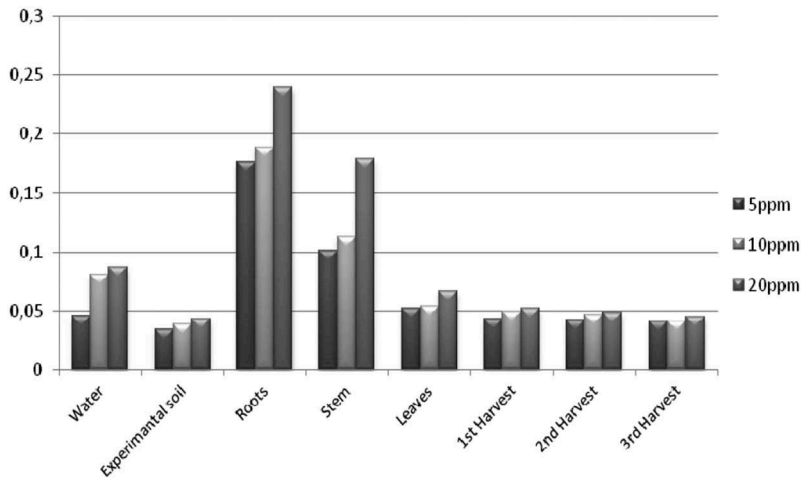
The results of the effects of Pb contamination on plants' performance presented in (Tables 2 and 3) for cherry tomato and (Tables 4 and 5) for green beans, showed that the number of leaves, and branches varies for each treatment, but there was no statistical difference between control, 5 and 10 ppm treatment, previous work has reported that synergistic effect is exerted with more nitrate supply from  $Pb(NO_3)_2$  used in irrigation, thus explaining the lowered effect of lead on the experimental plants in this study [24], other workers have suspected the influence of anionic radicals in metallic salts to reduce metal toxicity on plants [25], However, it was observed that Pb significantly inhibited growth of cherry tomato at 20 ppm; while the same results was found by [26], authors have chosen 300, 600, 1,800 ppm as treatments, and they have found that there is a significant difference between all treatments, and also the plant performance significantly reduced with increasing Pb concentrations [26]; similarly, to green beans, the Pb has an adverse affect on the behavior and the production of this plant at 500 ppm [27].

In Tables 6 and 7, Pb effect was pronounced on production of experimental plants; it appears that the differences were not statistically significant at  $p \leq 0.05$  for number of fruits for both plants, similar to those found by [28].

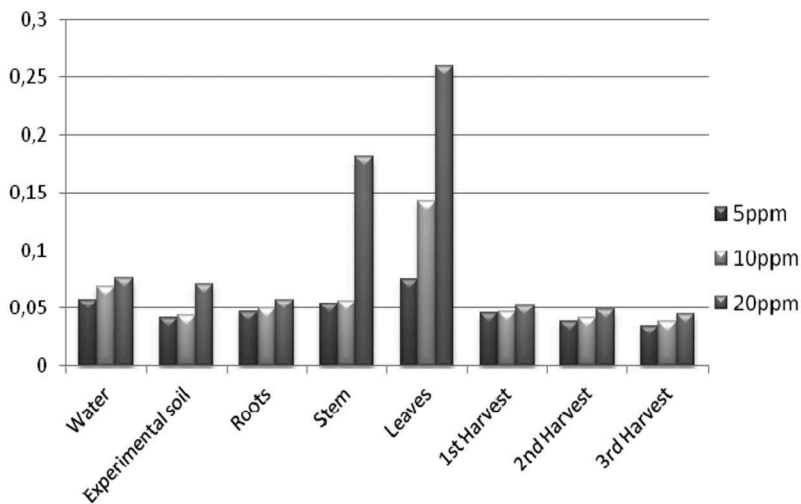
Residual Pb in plant tissues of cherry tomato, shows that the higher levels of lead was found in roots, this phenomenon occurs because of the linkage of the metal to insoluble organic polymers like phosphates as electron donors, forming amorphous precipitates, this goes in line with many studies reporting that trace metals are largely retained in roots [29,30], high levels of cadmium, another divalent heavy metal have also been reported to be present in roots of tomato grown in hydroponics than in shoots [31]. But for green beans the highest concentrations of Pb were found in the plant leaves, this data indicate

that lead translocates very poorly throughout the plants, since there was an expressive difference in the amount of Pb found in the plant tissues. Generally, Pb concentrations in various tissues of the two plants were inside the permissible limits and did not overcome the maximum levels of phytotoxic that were reported by [32] (Figures 3 and 4).

The difference in translocation of Pb, was significantly lower in cherry tomato plants, than in green bean plants, especially for leaves, concentration in roots depended an explanation for this finding lies on the periodic properties of this metal, (atomic radius, density); these factors reflect the mobility and therefore the activity of Pb, other factor related to the characteristics specific to each plant, in particular their genotype, and the intrinsic capacities for perception and response to chemical stress [33].



**Figure 3.** Transfer of Pb from the nutrient solution to experimental soil and cherry tomato tissues.



**Figure 4.** Transfer of Pb from the nutrient solution to experimental soil and green bean tissues.

Bearing in mind the above findings, multiple linear regressions with all the data set were performed to determine the most significant variables for predicting the Pb concentration in each organ and the total Pb extraction per plant (Tables 8 and 9). These results showed that Pb concentration in roots depended on Pb bioavailability in nutrient solution, as was expected by [34,35]. Our developed models had a low mean normalized average error (MNAE) ranging between 0.026 and 0.359. According to [36], MNAE below or up to 0.50 indicates that the model concentration is in a similar range as the measured values. Additionally, they reported that the correlations between the measured and predicted values, with a low MNAE, indicated a good fit of the model, these results consistent with the finding of [37] for Faba bean, and contrasted with the studies of [38], in which no significant or poor correlations were obtained between concentrations in plant and soil trace metals, the possible reasons for the relatively low  $R^2$  explained by the models due to the relative low number of replica compared with the previous studies. Regarding the total lead extraction per plant and its distribution among the plant organs, cherry tomato extracted more Pb, than green bean for 5 ppm and 10 ppm, while the opposite was found for 20 ppm, the difference between species was concentrated in the roots and leaves, with lead extraction by stem and harvests being similar. The lead distribution among organs showed that for all treatments, the Pb is mainly resided in the 1<sup>st</sup> and 2<sup>nd</sup> harvest for both species. On one hand, the lead contents in the different parts of green beans plant decrease in roots, with increasing concentration, but increase in leaves, similar to [39] discovery who have demonstrated that chromium was transported to the leaves and reduced the accumulation in the roots, the opposite was found for cherry tomato, authors have found that Pb was predominately distributed in the rice roots, followed by the straws and grains [40].

## 5. Conclusion

The present study has demonstrated that in bioponics lead uptake from nutrient solution and its translocation to aerial tissues by two species, cherry tomato and green beans, have an adverse effects on performance and not on production, the number of leaves, branches, are affected significantly but fruits were not. The contents of lead in different tissues of cherry tomato were accumulated in the plant roots rather than in the other tissues, unlike green beans where the highest concentration of lead was detected in leaves. We also noticed that fruits accumulated the lowest contents, these concentrations were inside the permissible limits and did not overcome the maximum levels of phytotoxic that were reported, same results was found in hydroponics and cultivation in soil.

## Acknowledgments

This manuscript was produced in collaboration between the Scientific Institute and the Faculty of Sciences of Rabat.

## Data availability statement

The authors confirm that the data of this study is available from the corresponding author.

## Disclosure statement

No potential conflict of interest was reported by the authors.

## ORCID

Loubna Azariz  <http://orcid.org/0000-0002-2794-260X>

## References

- [1] N.S. Chary, C.T. Kamala, D.S. Raj, *Ecotoxicol Environ Safety*. **69**(3), 513–524 (2008). doi:10.1016/j.ecoenv.2007.04.013.
- [2] Q. Cai, M.L. Long, M. Zhu, Q.Z. Zhou, L. Zhang and J. Liu, *China Environ. Pollut.* **157**, 3078 (2009). doi:10.1016/j.envpol.2009.05.048.
- [3] M. Elgallal, L. Fletcher and B. Evans, *Agric. Water Manage.* **177**, 419 (2016). doi:10.1016/j.agwat.2016.08.027.
- [4] D. Woldetsadik, P. Drechsel, B. Keraita, F. Itanna and H. Gebrekidan, *Int. J. Food Contam.* **4**, 9 (2017). doi:10.1186/s40550-017-0053-y.
- [5] A.A. El-Kady and M.A. Abdel-Wahhab, *Trends Food Sci. Technol.* **75**, 36 (2018). doi:10.1016/j.tifs.2018.03.001.
- [6] Y. Li, H. Wang, F. Yin, X. Yang and Y. Hu, *Environ. Sci. Pollut. Res.* **21**, 12569 (2014). doi:10.1007/s11356-014-3188-x.
- [7] E. Eid and M. Shaltout, *Ecol. Eng.* **73**, 17 (2014). doi:10.1016/j.ecoleng.2014.09.006.
- [8] E. Eid, M. Alrumman, S.A. Galal and A.F. El-Bebany, *Int. J. Phytorem.* **20**, 1418 (2018). doi:10.1080/15226514.2018.1488815.
- [9] Y. Yang, F.S. Zhang, H.F. Li and R.F. Jiang, *J. Environ. Manage.* **90**, 1117 (2009). doi:10.1016/j.jenvman.2008.05.004.
- [10] H. Steinkellner, K. Mun-Sik, C. Helma, S. Ecker, T.H. Ma, O. Horak, M. Kundi and S. Knasmüller, *Environ. Mol. Mutagen.* **31**, 183–191 (1998). doi:10.1002/(SICI)1098-2280(1998)31:2<183::AID-EM11>3.0.CO;2-8.
- [11] S. Gupta, S. Satpati, S. Nayek and D. Garai, *Environ. Monit. Assess.* **165**, 169 (2010). doi:10.1007/s10661-009-0936-3.
- [12] M. Muchuweti, J.W. Birkett, E. Chinyanga and R. Zvauya, *Agric. Ecosyst. Environ.* **112**, 41 (2006). doi:10.1016/j.agee.2005.04.028.
- [13] R. Chandra and V. Kumar, *Environ. Sci. Pollut. Res.* **24**, 2605 (2017). doi:10.1007/s11356-016-8022-1.
- [14] F.C. França, A.M. Albuerque, A.C. Almeida, P.B. Silveira, C.A. Filho, C.A. Hazin and E. V. Honorato, *Brazil Food Chem.* **215**, 171 (2017). doi:10.1016/j.foodchem.2016.07.168.
- [15] A. Facchinelli, E. Sacchi and I. Mallen, *Environ. Pollut.* **114**, 245 (2001). doi:10.1016/S0269-7491(00)00243-8.
- [16] S. Khan, S. Rehman, A.Z. Khan and M.A. Khan, *Ecotoxicol. Environ. Saf.* **73**, 1820 (2010). doi:10.1016/j.ecoenv.2010.08.016.
- [17] P.K. Rai, J. Lee and S.K. Kailasa, *J. Environ. Res.* **160**, 420 (2018). doi:10.1016/j.envres.2017.10.016.
- [18] F.S. Baloch, T. Karakoy, A. Demirbas, F. Toklu, H. Ozkan and R. Hatipoglu, *Turk. J. Agric. For.* **38**, 591 (2014). doi:10.3906/tar-1311-31.
- [19] Ş. Göl, S. Doğanlar and A. Frary, *Mol. Genet. Genomics* **292**, 991 (2017). doi:10.1007/s00438-017-1326-0.
- [20] B.M. Wilke, in *Monitoring and Assessing Soil Bioremediation. Soil Biology* (Springer, Berlin, Heidelberg, 2005), Vol. 5.. doi:10.1016/j.alcohol.2005.10.002.
- [21] S.E. Allen. *Chemical Analysis of Ecological Materials*, 2nd ed. (Blackwell Scientific Publications, Oxford and London, 1989).

- [22] M. Bäckström, S. Karlsson, L. Bäckman, L. Folkesson and B. Lind, *Water Res.* **38** (3), 720–732 (2004 Feb). doi:10.1016/j.watres.2003.11.006.
- [23] L. Yuan, N. Wenquan, D. Miles, W. Jingwei and Z. Xiaoyang, *Sci. Rep.* **6**, 39307 (2016). doi:10.1038/srep39307.
- [24] D.P. Stevens, M.J. McLaughlin and T. Henrich, *Environ. Toxicol. Chem.* **22**, 3017 (2003). doi:10.1897/02-290.
- [25] A. Fargasova, *Biol. Plant* **44**, 471 (2001). doi:10.1023/A:1012456507827.
- [26] O. Opeolu, O.O. Adenuga, P.A. Ndakidemi and O.O. Olujimi, *Int. J. Phys. Sci.* **5**, 68 (2010).
- [27] M.G. Cannataa, A.C. Bertolia, R. Carvalho, A.S. Augustoa, A.R. Bastosb, M.P. Freitas and J. G. Carvalho, *J. Plant Nutr.* **38**, 4, 497–508 (2015). doi:10.1080/019041672014.934476.
- [28] S. Murtić, Č. Zahirovic, H. čivić, L. Karić and J. Jurković, *Agric. For.* **64** (4), 251. (2018). Podgorica. doi:10.17707/AgricultForest.64.4.25.
- [29] E.M. Eid, S.A. Alrumman, A.F. El Bebany, K.F. Fawy, M.A. Taher, A.L. Hesham, G.A. El Shaboury and M.T. Ahmed, *Food Energy Sec.* **7**, e00142 (2018). doi:10.1002/fes3.142.
- [30] E.M. Eid, S.A. Alrumman, A.F. El Bebany, K.F. Fawy, M.A. Taher, A.L. Hesham, G.A. El Shaboury and M.T. Ahmed, *Environ. Sci. Pollut. Res.* **26**, 392 (2019). doi:10.1007/s11356-018-3617-3.
- [31] A. Lopez-Millan, R. Sagardoy, M. Solanas, A. Abadia and J. Abadia, *Environ. Exp. Bot.* **65**, 376 (2009). doi:10.1016/j.envexpbot.2008.11.010.
- [32] A. Kabata-Pendias. *Trace Elements in Soils and Plants*, 4th ed. (CRC Press, Boca Raton, FL, 2011).
- [33] F. Ramel, C. Sulmon, G. Gouesbet and I. Couée, *Ann. Bot.* **104**, 1323 (2009b). doi:10.1093/aob/mcp243.
- [34] M.J. Salazar, J.H. Rodriguez, C.V. Cid, C.E. Bernardelli, E.R. Donati and M.L. Pignata, *Geoderma* **279**, 97 (2016). doi:10.1016/j.geoderma.2016.06.011.
- [35] S. Zhang, J. Song, H. Gao, Q. Zhang, M.C. Lv, S. Wang, G. Liu, Y.Y. Pan, P. Christie and W. Sun, *Sci. Total Environ.* **569–570**, 1595 (2016). doi:10.1016/j.scitotenv.2016.07.007.
- [36] R.L. Hough, N. Beward, S.D. Young, N.M. Crout, A.M. Tye, A.M. Moir and I. Thornton, *Health Perspect.* **112**, 215 (2004). doi:10.1289/ehp.5589.
- [37] E.M. Eid, S.A. Alrumman, T.M. Galal and A.F. El-Bebany, *Sci. Rep.* **9**, 5443 (2019). doi:10.1038/s41598-019-41807-9.
- [38] C. Lopes, M. Herva, A. Franco-Uría and E. Roca, *Environ. Pollut.* **166**, 17 (2012). doi:10.1016/j.envpol.2012.02.017.
- [39] D. Guotao, J. Zengjun, H. Yonghong, S. Peng, L. Guiying and L. Weihao, *Ecotoxicol. Environ. Saf.* **182**, 109379 (2019). doi:10.1016/j.ecoenv.2019.109379.
- [40] Y. Junxing, L. Zhiyan, W. Xiaoming, Z. Guodi, Y. Jun, Z. Hanzhi, G. Lin, W. Xuedong, Z. Xiaoyong, G. Qingjun, X. Ruixiang, Z. Guangdong, P. Marc, Z. Guangxu, W. Rongfei, T. Liyan and H. Xiaokun, *Ecotoxicol. Environ. Saf.* **128**, 206 (2016). doi:10.1016/j.ecoenv.2016.02.021.

## Translocation and bioconcentration of trivalent chromium in green beans grown on bioponics

Loubna Azariz <sup>1,\*</sup>, Souad Elblidi <sup>1</sup>, Mohamed Fekhaoui <sup>1</sup> and Ahmed Yahyaoui <sup>2</sup>

<sup>1</sup> Mohammed V University, Scientific Institute, Zoology and Animal Ecology Department, Pollution Unit, Ecotoxicology and Health Risk, B.P. 703 Agdal, Rabat, Morocco

<sup>2</sup> Mohammed V University, Faculty of sciences, Department of biology, Laboratory of Zoology and General Biology, Ibn Batouta Street Agdal, Rabat, Morocco

**Abstract:** The increasing number of cases of soil contamination by trace elements have affected crop production, and represents a risk threatening the quality of our food products. Some of these contaminants, such as trivalent chromium Cr (NO<sub>3</sub>)<sub>3</sub>, which is similar to micronutrients, can, therefore, be absorbed by plants and whose phytotoxicity has long been considered negligible, and largely underestimated. The purpose of this work was to study the transfer of trivalent chromium from nutrient solution to green beans *Phaseolus vulgaris L* grown on bioponics; the contamination responses were determined in terms of growth parameters, yield, and dry matter production; at various concentrations (5, 10 and 20 ppm). Chromium trivalent effects have also been studied in tissues plant. Results showed that the absorption of trivalent chromium from the nutrient solution and its translocation to the aerial tissues plants had no adverse effects on growth parameters, and also on beans yield. Results also showed that chromium accumulates in roots rather than in the other tissues, and did not reduce the dry matter production, in terms of translocation and bioconcentration. The transfer factor is low and green beans cannot be defined as a hyperaccumulator of chromium.

**Keywords:** Bioconcentration; Green beans; Nutrient solution; Translocation; Trivalent Chromium.

### 1. Introduction

Chromium toxicity and its negative effects on plants were widely observed in many studies on different plants. Naturally, chromium is found in many oxidation states, in which trivalent (Cr III) and hexavalent (Cr VI) are considered the most stable. Many studies declared that Cr (VI) is regarded as the most toxic for plants, because of its mobility and bioavailability, when its concentration exceeds the limits it leads to a decrease in the biomass, crop quality and yield production, low chlorophyll content and high production of reactive oxygen species (ROS) <sup>1</sup>. At the same time, Cr (III) appears to be relatively non-toxic, but at high pH and temperature, trivalent can be converted to the hexavalent chromium. Chromium (III) is a natural element found in nature, in rocks, soil, volcanic dust and gases, It is used in several industrial applications such as tanning industry, leather processing electroplating, resulting in the discharge of chromium-containing effluents. This ultimately causes a significant elevation in Cr contents in the environment <sup>2</sup>. Due to its high solubility in water and agricultural soils, chromium is regarded as a hazardous ion that contaminates groundwater and

can be transferred through the food chain <sup>3</sup>, and cause serious health problems.

Green beans are the third most significant feed legume after soybean and pea are an essential pulse crop. It is considered one of the major food legume crops in the Latin America, Middle East, and the Mediterranean region, it is adapted to grow in a broad zone of climates, and it is a perfect rotation crop because its roots are associated with nitrogen-fixing bacteria <sup>4</sup>.

Therefore, using bioponics as a cultivation method, this work allowed us to study and analyze the different aspects of responses of green bean plants, contaminated through their root system in contact with trivalent chromium in a nutrient solution. The roots are physically supported by an inert medium and a thin layer of organic potting soil; it is a selective radiation interface in which free root hair allows better hydration of the plant and sustained growth. The biotop system promotes better bioavailability of mineral elements by optimizing the living environment of beneficial microorganisms. The nutritive solution is a suitable environment for the availability of metals, favoring their transportation to the cultures. Therefore it allows

\*Corresponding author: Loubna Azariz

Email address: [loubna.aza@gmail.com](mailto:loubna.aza@gmail.com)

DOI: <http://dx.doi.org/10.13171/mjc1070200815051a>

Received June 22, 2020

Accepted July 9, 2020

Published August 4, 2020

more robust studies on translocation, absorption kinetics, and redistribution of minerals in plants. Moreover, to our knowledge, this method cannot be found in the literature. The present study was conducted to assess the influence of chromium on development, yield and dry matter production of *Phaseolus vulgaris* L., and to assess the residual content of this metal in tissues plant, to evaluate translocation and bioconcentration of trivalent chromium in beans plant.

## 2. Materials and Methods

### 2.1. Experimental design and treatments

Plants were grown in a greenhouse, utilizing biotop device, during 65 days, relating to the vegetative cycle of bean plants. After a week of development in a pot filled with potting soil, seedlings of the same length are transplanted into biotop boxes, filled with a layer of experiment soil (5 liters of potting soil per box), previously positioned on 4 liters of the inert medium which is cork granulate (Figure 1).

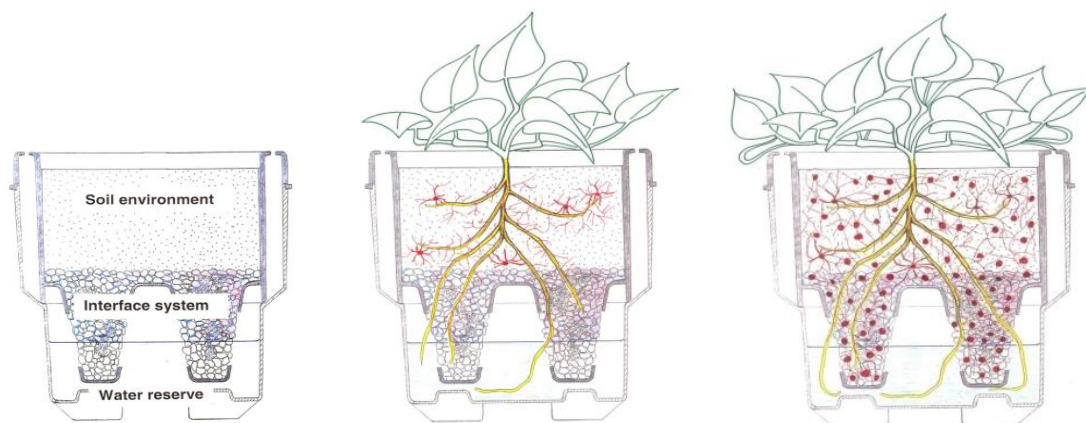


Figure 1. Biotopics system used to grow beans

Plants were daily irrigated based on their water needs with a nutrient solution prepared once every week using distilled water and nutrient solution, and the irrigation was practiced once a week. The pH value and the electrical conductivity of the nutrient solution used were 6.2 and 2.4 (ms/cm) respectively, while its mineral composition was as follows:

K<sub>2</sub>O (potassium oxide); P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> (phosphoric anhydride): 6% for each and both are soluble in water. 6% total nitrogen (N) of which: 2.1% nitric nitrogen (N); 1.4% ammoniacal nitrogen; 2.5% urea nitrogen (N). Water soluble trace elements: 0.01% Boron (B); 0.002% Copper (Cu) chelated by EDTA; 0.05% Iron (Fe) chelated by EDTA; 0.02% Manganese (Mn) chelated by EDTA; 0.001% Molybdenum (Mo); 0.0125% of Zinc (Zn) chelated by EDTA. 6.6.6).

The treatments constituted of increasing concentrations of chromium (5, 10 and 20 ppm) added to the nutrient solution. We used a chromium nitrate as a contaminant Cr(NO<sub>3</sub>)<sub>3</sub>. The protocol consists in adding the increasing concentration of chromium to nutrient solution; these contents (5, 10, and 20 ppm) allow us to obtain enough vegetal material for our laboratory experience. These values intoxicate plants without eliminating plants during its development. Control treatment plants were sprayed with nutrient solution solely.

We used 8 biotop devices in total; every two devices are reserved for the same concentration (5, 10, or 20 ppm), each device contains 2 plants of green bean, and the two terminal devices are reserved for

the control. The experiment was carried out in replicates of three (Figure 2).

Contaminated plants, as well as control plants, are measured using a meter rule, from the first week of transplantation until the fruit harvest. The same goes for branches and leaves; their number was counted at transplantation and 1-week interval for 4 weeks when plants were harvested. Regarding fruits, their number was immediately counted at onset flowering and fruit production. Each treatment was independently run in triplicate of three.

### 2.2. Sample preparation

Samples of water and nutrient solution were placed in polyethylene bottles recently washed with soap. An acid (10% HCl), lastly, flushed a few times with distilled water. After that, samples were fixed with 2% HNO<sub>3</sub>, and afterward, they are filtered with Whatman 40 filter paper. The filtrate has been put away at 4°C until the metals analysis.

Samples of potting soil were extracted from the surface, dried in an oven (105°C.) for 24 hours, and then ground in Agathe's mortar and homogenized. And in Teflon bombs of 30 ml, we add 1 ml of the hydrochloric acid (30%) - nitric acid (65%), 3/1; V/V, and 6 ml of pure Norma hydrofluoric acid to 0.2 g of soil. Lastly, all bombs remain intact for 24 hours for pre-digestion. They are then heated at 120°C in a thermostatic sand bath for 4 hours. After cooling, using bidistilled water, the volume is completed to 50 ml in dilution tubes containing 2.7 g of boric acid <sup>5</sup>.

Green bean plants were rinsed beforehand with deionized water; the different parts (roots, stem, leaves, and fruits) of all plants are separated, cut into pieces, and then dried in an oven at 65-70°C until constant mass. The material was ground and digested using a 2:1 (v/v) nitroperchloric solution [nitric acid (HNO<sub>3</sub>): perchloric acid (HClO<sub>4</sub>)]. For all plants including control plants, The contents of chromium

in dry matter of root system (DMR), of the stem (DMS), of leaves (DML), and fruits (DMF), were quantified using a Varian flame absorption spectrophotometer, with acetylene flame and hollow cathode lamp. Concerning the metal analysis of all samples it was performed using ICP AES atomic emission spectrometry (Ultima 2 – Jobin Yvon).



**Figure 2.** Green bean plants in biotop device

### 2.3. Statistical analysis

Statistical analysis was carried out using the software package SPSS v21.0, and the comparison of averages of each treatment was based on the analysis of variance (ANOVA) and Duncan's multi-range test at significance level 5%. According to DMRT at  $p \geq 0.05$ , in a column, the means followed by the same letter do not differ significantly.

## 3. Results and discussion

### 3.1. Effects of trivalent chromium on growth parameters of green beans

The organic potting soil is the type of soil that was used in this experiment, whose physicochemical

characteristics are presented in Table 1, the values of all parameters indicating that the soil was suitable for the cultivation of beans plants, according to AFNOR standard NF U 44-051. The results of the impacts of chromium contamination on green beans execution estimated for about a month (4 weeks) after including contaminants appear in Tables 2, 3, and 4.

It is well known that chromium is not an essential element for plant growth, nonetheless, above specific concentrations; it becomes toxic and gets harmful for most plant species<sup>6</sup>. According to this research, growth parameters were not statistically significant compared with control samples.

**Table 1.** Physicochemical characteristics of potting soil.

Parameter	Value	Standards (Afnor NF U 44-051)
N total (%)	2,50	<3
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (%)	0,72	<3
K <sub>2</sub> O (%)	1,68	<3
CEC (meq/100 g)	34,67	-
Organic matter (%)	80	≥ 30
pH (H <sub>2</sub> O)	6,4	-
Calibration (mm)	0-20	-
Water content (%)	54	-
EC (ms/m)	45	-

**Table 2.** Trivalent chromium effect on stem height.

	1 <sup>st</sup> week	2 <sup>nd</sup> week	3 <sup>rd</sup> week	4 <sup>th</sup> week
5 ppm	5.30 ± 1.18a	12.07 ± 1.56a	15.21 ± 3.12a	15.21 ± 3.12a
10 ppm	6.07 ± 1.74b	13.44 ± 1.66b	16.01 ± 3.17b	16.01 ± 3.17b
20 ppm	5.15 ± 1.32a	12.08 ± 1.22a	15.03 ± 2.97a	15.03 ± 2.97a
C	5.32 ± 1.40a	12.12 ± 1.77a	15.33 ± 3.03a	15.33 ± 3.03a

**Table 3.** Trivalent chromium effect on leaves number.

	1 <sup>st</sup> week	2 <sup>nd</sup> week	3 <sup>rd</sup> week	4 <sup>th</sup> week
5 ppm	8.54 ± 2.12a	12.44 ± 2.77a	14.32 ± 3.55a	14.32 ± 3.55a
10 ppm	8.02 ± 2.07a	13.35 ± 2.79b	15.33 ± 3.82b	15.33 ± 3.82b
20 ppm	8.42 ± 1.69a	12.90 ± 2.67a	14.05 ± 1.82a	14.05 ± 1.82a
C	8.22 ± 2.34a	13.11 ± 2.65b	14.67 ± 4.22a	14.67 ± 4.22a

**Table 4.** Trivalent chromium effect on branches number.

	1 <sup>st</sup> week	2 <sup>nd</sup> week	3 <sup>rd</sup> week	4 <sup>th</sup> week
5 ppm	13.43 ± 1.07a	14.55 ± 3.02a	14.76 ± 3.02a	14.76 ± 3.02a
10 ppm	13.32 ± 1.02b	15.78 ± 3.71b	15.07 ± 3.71b	15.07 ± 3.71b
20 ppm	13.40 ± 0.98a	14.32 ± 3.14a	14.34 ± 3.14a	14.34 ± 3.14a
C	13.21 ± 1.30a	14.78 ± 3.23b	15.16 ± 3.23b	15.16 ± 3.23b

The mechanisms induced by plants in response to the exposure to trivalent chromium showed that stem height, number of leaves, and branches were not statistically significant compared with control samples (Tables 2, 3, and 4). On the one hand, it was quoted that some plants can tolerate chromium stress below and show no significant effects. On the other hand, chromium shows physiological, biochemical, length, fresh weight, dry weight, and leaf area decrease. This was observed in many plants, such as *Brassica napus* <sup>7</sup>. The same results were also confirmed by <sup>8</sup>; chromium affected growth of leaves of *C. prosera* the main photosynthetic plant organ, increasing chromium concentration leads to a significant reduction in the leaf area and leaf biomass. In general, the reduction in plant height could be fundamentally due to reduced root growth

and the transport of nutrients and water to the aerial parts of the plant. Also, the transport of chromium to the aerial part of the plant can directly affect the cellular metabolism of shoots contributing to the reduction of plant height. As chromium is a nonessential element, no specific mechanism is associated with it in plants. It possesses the high potential to disturb nutrient uptake by plants. Cr (III) usually involves a passive mechanism, and plants require no energy for this phenomenon <sup>9</sup>. It is supposed that a competitive effect (antagonism) between chromium and some essential elements. The amounts of chromium utilized facilitate a higher absorption of Fe, which remains necessary for the synthesis of chlorophyll and forming a lot of vegetative tillers; that is what explains the high number of leaves in 10 ppm compared to the control.

**Table 5.** Trivalent chromium effect on fruits number.

	Harvest 1	Harvest 2	Harvest 3
5 ppm	7.20 ± 1.72a	4.11 ± 2.20a	2.89 ± 1.53a
10 ppm	7.02 ± 1.07b	5.13 ± 2.07a	3.55 ± 0.42b
20 ppm	7.09 ± 1.42a	4.20 ± 2.04a	3.02 ± 0.65b
C	7.46 ± 1.66a	5.22 ± 2.31a	3.31 ± 1.75b

### 3.2. Effects of trivalent chromium on the yield of green beans

Since varieties of seeds have differing maturity rates, it is not a hard and fast rule you can rely on it.

However, in most cases, bean pods will begin to appear about two weeks after the plant sets blossoms. All pods ripen almost at the same time, with an interval of 2 or 3 days between the three

harvests, the results showed that there was no significant difference in fruits number for all treatments compared to the control. It is realized that Cr (III) is kinetically inert at low portions, which reduces its role in the development of harmful impacts especially in shoots; this has been affirmed by <sup>10</sup>. That more than 95 % of chromium is absorbed and stays in roots, and a low concentration reaches fruit, which had no harmful effect on the plant's yields (Table 5).

### 3.3. Translocation and bioconcentration of chromium in green beans

The potential of plants in uptaking chromium from the nutritive solution was estimated by the phytoextraction coefficient or transfer factor,  $t$ , utilizing the following relation:

$$t = \frac{\text{total metal in plant}}{\text{metal in nutrient solution}}$$

The calculations were performed by considering the contents of chromium in dry matter of (roots, stem, leaves, and fruits) DMR+DMS+DML+DMF, in all

concentrations used; the larger this factor, the larger the contaminant absorption <sup>11</sup>. The relative production index (RP), related to the influence of the metal on the variation of dry matter production (DMR+ DMS+ DML), is obtained by:

$$RP(\%) = \left( \frac{\text{dry matter produced using a given metal content}}{\text{dry matter produced with metal absent}} \right) \times 100$$

The average results were submitted to Tukey's test (5% probability).

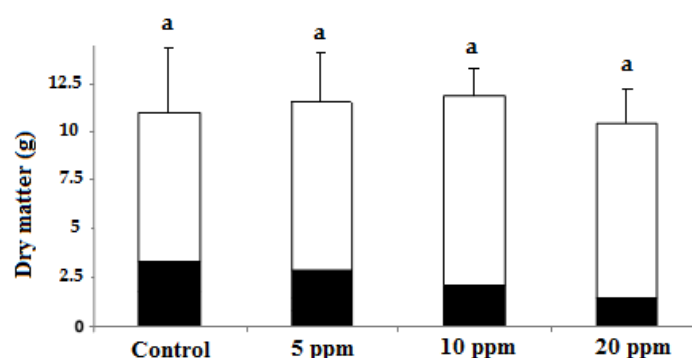
The first essential for more significant returns in quite a while is an increase in the production of biomass in terms of dry matter. Carbon compounds represent 80 to 90% of the total dry matter produced by plants. A larger source size and an increased photosynthetic process have proven to be the basis for the accumulation of organic substances and the production of dry matter under the stress of trace elements in general and chromium in particular <sup>12</sup>.

**Table 6.** Production of dry matter and relative production index in tissues plant in the presence of trivalent chromium.

Treatment (ppm)	DM (weight in g)				RP index (%)			
	DMR	DMS	DML	DMF	DMR	DMS	DML	DMF
5	2.58	3.08	3.16	2.50	93.81	100.00	98.41	114.67
10	2.46	3.11	3.17	2.63	89.45	100.31	98.73	120.64
20	2.32	3.02	3.03	2.13	84.36	98.37	95.88	97.70
C	2.75	3.07	3.16	2.18	100	100	100	100

According to the results of Table 6, which represents the production of dry matter in plant tissues of green beans in the presence of chromium, the control treatment presented the best development. The highest fruit production was obtained at 10 ppm Cr, which is about 14% higher than the control treatment, the 5 and 10 ppm have positively influenced the productivity of the green bean plants, increasing by 14% and 20% compared to the control

treatment. The production of the aerial parts did not change for 5 and 10 ppm compared to the control plants. For the highest dose (20 ppm), the dry matter of the aerial portion was not negatively affected (Figure 3). According to <sup>13</sup>, the contents of Fe, Mg, and Mn (essential elements) increased both in the roots and the shoots of *Pennisetum sinense* under treatments with chromium between 0,9 ppm and 18 ppm.



**Figure 3.** Dry matter production of green beans

But the increase of Mg and Mn was not significant; the authors also showed that there was no visible effect in the shoots under all chromium treatments from 0,9 ppm to 36 ppm. The phenomenon whereby low concentrations of a heavy metal promote plant growth is defined as hermetic effect and frequently occurs in treatments with trace elements <sup>14</sup>

The translocation index (TI) gives the capability of species in translocating trivalent chromium from root to the aerial portion <sup>15</sup>.

$$TI = [DMAP / (DMR + DMS + DML + DMF)] \times 100$$

$$TI = [DMF / (DMR + DMS + DML + DMF)] \times 100$$

DMAP: dry matter in aerial portion (stem+leaves+fruits); DM: dry matter production; R: roots; S: stem; L:leaves; F:fruits.

According to the results, it can be concluded that chromium moves very poorly in all green bean plants, given the significant difference in contaminant found in the three compartments of the plant. For the aerial parts, the higher the concentration increases the more the amount of chromium translocated decreases with 42.96%, 38.88, 27.18%, unlike the leaves and fruits whose concentration increases with 7.60%; 12.64%; 9.40%, for leaves and 3.80%; 4.21%; 6.58% for fruits, and this for 5, 10 and 20 ppm respectively. The highest translocation index recorded for the fruits was calculated at 20 ppm (6.58%), followed by 10 ppm (4.21%), and 5 ppm (3.80%). The greatest translocation to fruit was found for the high concentration applied (20 ppm), decreasing with the decrease in the availability of the metal. The transfer factor *t* had a direct relationship with TI for fruit (0.75) (Table 7).

**Table 7.** Translocation of chromium from roots to aerial parts of green beans.

Treatment (ppm)	Content (mg/kg)				TI (%)			
	Roots	Stem	Leaves	Fruits	Stem	Leaves	Fruits	t (%)
5	0.036	0.0339	0.006	0.003	42.96	7.60	3.80	1.19
10	0.042	0.0369	0.012	0.004	38.88	12.64	4.21	1.25
20	0.0604	0.0289	0.010	0.007	27.18	9.40	6.58	0.75
C	0	0	0	0	0	0	0	0

Depending on the specific metal being translocated, green beans could not be considered as a high potential phytoextractor, since the *t* values obtained were less than 1,7 <sup>16</sup>. Researchers have found that increased xylem loading is the main factor affecting the absorption and translocation of trace elements from root to shoot. After absorption by root hairs, chromium is poorly transported to other parts of the plant. It is stored mainly in roots as an essential protection, making phytoextraction difficult for some plants such as beans <sup>10</sup>.

Quantity of heavy metals absorbed by the whole plant from nutrient solution, was estimated by using the bioconcentration factor (BCF), This is an index of the capacity of the plant to accumulate a specific metal regarding its concentration in the nutrient solution and is obtained by <sup>17</sup>:

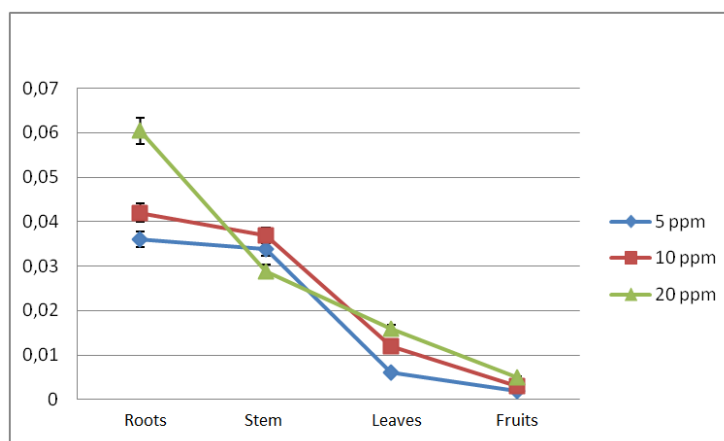
**BCF = Concentration of metal in the tissues of the whole plant / Initial concentration of metal in nutrient solution**

The higher the BCF value, the more appropriate is the plant for phytoextraction. BCF values > 2 were viewed as high values.

The ability of green beans to absorb chromium was not visible even at a high concentration (20 ppm). In our study, the ability of plants to uptake chromium from nutrient solution and translocate it from roots to the aerial parts was limited with a BCF, which is less than 2 (Table 8). The study also shown that most chromium absorbed was stored in the roots, and a minimal amount was transferred to the aerial parts (Figure 4). These results are in agreement with those of <sup>18</sup>; the authors found that water lettuce can tolerate concentrations that can reach the value of 80 ppm in the presence of chromium (III).

**Table 8.** Bioconcentration of chromium in beans plants.

concentration (ppm)	Roots	Stem	Leaves	Fruits	BCF
5	0.036 ± 0.04	0.033 ± 0.10	0.006 ± 0.04	0.003 ± 0.03	0.015
10	0.042 ± 0.05	0.036 ± 0.06	0.012 ± 0.03	0.004 ± 0.12	0.009
20	0.060 ± 0.01	0.028 ± 0.11	0.010 ± 0.16	0.007 ± 0.01	0.005



**Figure 4.** Bioconcentration of chromium in roots, stem, leaves, and fruits of green beans

Many studies have shown that silicon treatment shows positive behavior against chromium toxicity by reducing chromium uptake, improving the antioxidant defense<sup>19</sup>. Other authors demonstrated that phyto-melatonin considered as an antioxidant under abiotic stresses, including heavy metal exogenously applied 50  $\mu\text{mol/kg}$  and 100  $\mu\text{mol}$  to *Galinsoga parviflora* showed improved growth and photosynthetic efficiency<sup>20,21</sup>. Many studies also showed that mycorrhizae *Arbuscular mycorrhizal* are capable of surviving and proliferating in chromium contaminated soil. Its symbiosis lowers chromium uptake by plants even at deficient concentrations in soil<sup>22</sup>, and mycorrhizal symbiosis may also reduce chromium transport from lateral roots to main roots, and decreased chromium translocation factor<sup>23</sup>.

#### 4. Conclusion

In this study, we found that the growth of green beans was not inhibited by relatively high concentrations of chromium, indicating that *Phaseolus vulgaris L* had a relatively high tolerance to chromium. The metal is sequestered and transported to the aerial parts. The translocation factor (TF) of trivalent chromium in each of the three different concentrations (5, 10, and 20 ppm) showed that chromium accumulates and translocates to the shoots. Still, the higher contents were only stored in the roots, while fruits collected the lowest contents. In terms of bioconcentration, this study shows that green beans cannot be defined as a hyperaccumulator of chromium since the absorption of this metal by plants was limited with a value of BCF <2. The present study has also demonstrated that in bioponics, trivalent chromium has no adverse effect on performance. On the production of green beans, the stem height, the number of leaves, branches, and fruits are not affected significantly.

#### Conflicts of Interest

The authors declare that they have no conflict of interest.

#### References

- 1- R. Jobby, P. Jha, A.K. Yadav, N. Desai, Biosorption and biotransformation of hexavalent chromium [Cr (VI)]: a comprehensive review, *Chemosphere*, **2018**, 207, 255–266.
- 2- S.P McGrath, E. Lombi, C.W. Gray, Field evaluation of Cd and Zn phytoextraction potential by the hyperaccumulators *Thlaspi caerulescens* and *Arabidopsis halleri*, *Environment pollution*, **2017**, 141, 115–125.
- 3- Z. Ulhassan, Q. Huang, R.A. Gill, S. Ali, T.M. Mwamba, B. Ali, F. Hina, W. Zhou, Protective mechanisms of melatonin against selenium toxicity in *Brassica napus*: insights into physiological traits, thiol biosynthesis and antioxidant machinery, *BMC Plant Biol.*, **2019**, 19, 507.
- 4- Ş. Göl, S. Doğanlar, A. Frary, Relationship between geographical origin, seed size, and genetic diversity in faba bean (*Vicia faba L.*) as revealed by SSR markers, *Mol Genet Genomics*, **2017**, 292, 991–999.
- 5- B.M. Wilke, in *Monitoring and Assessing Soil Bioremediation*, *Soil Biology* (Springer, Berlin, Heidelberg, **2005**, 47-95.
- 6- M. Shahid, S. Shamshad, M. Rafiq, S. Khalid, I. Bibi, N.K. Niazi, C. Dumat, M.I. Rashid, Chromium speciation, bioavailability, uptake, toxicity, and detoxification in soil-plant system: A review, *Chemosphere*, **2017**, 178, 513–533.
- 7- R.A. Gill, B. Ali, P. Cui, Comparative transcriptome profiling of two *Brassica napus* cultivars under chromium toxicity and its alleviation by reduced glutathione, *BMC Genomics*, **2016**, 17, 885.
- 8- K. Usman, H. Al Jabri, M.H. Abu-Dieyeh, M.H. Alsafran, Comparative Assessment of Toxic Metals Bioaccumulation and the Mechanisms of Chromium (Cr) Tolerance and Uptake in *Calotropis procera*, *Front. Plant Sci.*, **2020**, 11, 883.
- 9- Y.H. Kim, A.L. Khan, D.H. Kim, S.Y. Lee, K.M. Kim, M. Waqas, Silicon mitigates heavy metal stress by regulating P-type heavy metal ATPases,

- Oryza sativa* low silicon genes, and endogenous phytohormones, *BMC Plant Biol.*, **2014**, 14, 1-13.
- 10-D. Wang, X. Shi, S. Wie, Accumulation and transformation of atmospheric chromium in soil, *Science of the Total Environment*, **2015**, 304, 209–214.
- 11-J.R. Henry, An overview of the phytoremediation of lead and mercury, National Network of Environmental Management Studies (NNEMS). Washington, DC: U. S. Environmental Protection Agency, **2000**.
- 12-A. Kabata-Pendias, Trace Elements in Soils and Plants, 4th ed, CRC Press, Boca Raton, FL, **2010**.
- 13-X. Chen, J. Tong, Y. Su, L. Xiao, *Pennisetum sinense*: A Potential Phytoremediation Plant for Chromium Deletion from Soil, *Sustainability*, **2020**, 12, 3651.
- 14-B.L. Clabeaux, D.A. Navarro, D.S. Aga, M.A. Bisson, Cd tolerance and accumulation in the aquatic macrophyte, *Chara australis*: Potential use for charophytes in phytoremediation, *Environ. Sci. Technol.*, **2011**, 45, 5332–5338.
- 15-J. Yoon, C. Xinde, Z. Qixing, L.Q. Ma, Accumulation of Pb, Cu, and Zn in Native Plants Growing on a Contaminated Florida Site, *Science of the Total Environment*, **2006**, 368, 456-464.
- 16-H.N. Paiva, J.G. Carvalho, J.O. Siqueira, Seedlings submitted to increasing levels of cadmium, nickel and lead, *Revista Arvore*, **2002**, 26, 467–473.
- 17-G.R. MacFarlane, E.C. Koller, S.P. Blomberg, Accumulation and Partitioning of Heavy Metals in Mangrove: A Synthesis of Field-based Studies, *Chemosphere*, **2007**, 69, 1454-1464.
- 18-R. Purnamawati, T. Taufikurahman, A. Rahmawati1, C. Rura Putra, D. Dzakamala, F. Rahmatilah, F. Ashgi, The Physiological B. Responses of Water Hyacinth (*Eichhornia crassipes* (Mart). Solms) and Water Lettuce (*Pistia stratiotes* L.) as Trivalent Chromium Bioaccumulatr, *3BIO: Journal of Biological Science, Technology and Management*, **2020**, 2, 7-14.
- 19-D.K. Tripathi, V.P. Singh, S.M. Prasad, D.K. Chauhan, N.. Dubey, A.K. Rai, Silicon mediated alleviation of Cr (VI) toxicity in wheat seedlings as evidenced by chlorophyll fluorescence, laser-induced breakdown spectroscopy, and anatomical changes, *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, **2015**, 113, 133-144.
- 20-L. Lin, J. Li, F. Chen, M.A. Liao, Y. Tang, D. Liang, H. Xia, Y. Lai, X. Wang, C. Chen, W. Ren, Effects of melatonin on the growth and cadmium characteristics of *cyphomandra betacea* seedlings, *Environ. Monit. Assess.*, **2018**, 190, 1-8.
- 21-M. Ayyaz, S. Amir, M. Umer, H. Iqbal, H.S. Bano, Y. Gul, A. Noor, A. Kanwal, M. Khalid, H.R. Javed, Z.U. Athar, M.A. Zafar Farooq, Melatonin induced changes in photosynthetic efficiency as probed by OJIP associated with improved chromium stress tolerance in canola (*Brassic napus L.*), *Heliyon*, **2020**, 6, e04364.
- 22-S.L. Wu, B.D. Chen, Y.Q. Sun, B.H. Ren, X. Zhang, Y.S. Wang, Chromium resistance of dandelion (*Taraxacum platyepidum* Diels.) and bermudagrass (*Cynodon dactylon* [Linn.] Pers.) Is enhanced by arbuscular mycorrhiza in Cr(VI)-contaminated soils, *Environmental Toxicology and Chemistry*, **2014**, 33, 2105–2113.
- 23-S.L. Wu, X. Zhang, B.D. Chen, Z. Wu, T. Li, Y. Hu, Y. Sun, Y. Wang, Chromium immobilization by extraradical mycelium of *arbuscular mycorrhiza* contributes to plant chromium tolerance, *Environmental and Experimental Botany*, **2016**, 122, 10-18.