



Faculté des Sciences et Techniques
Ecole Doctorale RP2E



Thèse
présentée pour l'obtention du titre de
Docteur de l'Université de Lorraine
en Géosciences

par Norbert ONDO ZUE ABAGA

**Efficacité du vétiver (*Vetiveria zizanioides*) pour limiter la dispersion
de trois micropolluants dans les sols cotonniers et maraîchers du
Burkina Faso : endosulfan, cuivre et cadmium**

Soutenue publiquement le 5 avril 2012

Membres du Jury :

M. Thierry LEBEAU, Professeur - Université de Nantes	Rapporteur
M. Michel COUDERCHET, Professeur - Université de Reims	Rapporteur
M. Pierre BENOIT, Chargé de Recherche - INRA, Grignon	Examineur
M. Jean LEVEQUE, Maître de Conférences - Université de Bourgogne	Examineur
M. Paul SAVADOGO, Chargé de Recherche - INERA, Burkina Faso	Examineur
Mme Sylvie DOUSSET, Professeur - Université de Lorraine	Co-Directrice de thèse
Mme Colette MUNIER-LAMY, Chargée de Recherche - CNRS, Nancy	Co-Directrice de thèse

LIMOS Laboratoire des Interactions Microorganismes-Minéraux-Matière Organique dans les Sols
UMR 7137 Université de Lorraine - CNRS, Faculté des Sciences
BP 70239, 54506 Vandœuvre-lès-Nancy, Cedex, France

Remerciements

Cette thèse est l'aboutissement de quatre années de recherches au sein du Laboratoire des Interactions Microorganismes - Minéraux - Matière Organique dans les sols (LIMOS), UMR 7137 Université de Lorraine, CNRS, Nancy. Je remercie vivement toutes les personnes qui ont contribué à la réalisation et au bon déroulement de ce travail.

Ma reconnaissance va en premier lieu à Sylvie DOUSSET, ma Directrice de thèse, qui m'a activement encadré depuis mon Master Recherche. Je la remercie pour l'intérêt qu'elle a porté à mes travaux, pour ses conseils scientifiques rigoureux et pour sa disponibilité permanente. Elle a su m'orienter et grâce à elle, j'ai pu apprécier la Recherche et le métier de chercheur.

Je remercie également Colette MUNIER-LAMY d'avoir accepté de co-encadrer cette thèse. Ses conseils scientifiques, sa disponibilité, ses remarques pertinentes et constructives et ses encouragements ont contribué au bon déroulement de ce travail.

Je remercie sincèrement les membres du jury : M. Thierry LEBEAU, Professeur à l'Université de Nantes, et M. Michel COUDERCHET, Professeur à l'Université de Reims, qui ont accepté d'évaluer ce travail de thèse en tant que rapporteurs. J'adresse également mes remerciements à M. Pierre BENOIT, Chargé de Recherche à l'INRA de Grignon, M. Jean LEVEQUE, Maître de Conférences à l'Université de Bourgogne et M. Paul SAVADOGO, Chargé de Recherche à l'INERA au Burkina Faso, examinateurs de ce travail. Un remerciement spécial à Paul SAVADOGO pour sa disponibilité, ses encouragements et pour toutes ses aides diverses et variées qui m'ont permis d'avancer dans mon travail de recherche.

J'adresse toute ma reconnaissance à l'ensemble des personnes du Jardin Botanique du Montet (Villers-lès-Nancy), en particulier à M. Laurent PERU, Directeur, et M. François VALLANCE qui ont facilité la mise en place de notre dispositif expérimental (lysimètres), à M. Marc REMY qui nous a fourni des plants de vétiver, et à Mme Blandine CHENARD et M. Emmanuel CHASSELIN pour leur aide et leur gentillesse.

Je tiens à remercier Corine LEYVAL, Directrice du LIMOS, de m'avoir accepté dans son laboratoire et de m'avoir permis de travailler dans de bonnes conditions.

J'ai rencontré des personnes de qualité durant mon séjour au LIMOS. Thierry BEGUIRISTAIN, Aurélie CEBRON, Geneviève MAGNIN (JoJo), Christine FRIRY, David BILLET, Hervé MARMIER et Géraldine KITZINGER ; tous mes remerciements pour votre disponibilité et pour votre aide précieuse. Un grand merci à Chantal GINSBURGER, Laetitia DESPOUY, Cécile LORENTZ et Florent MARCUOLA pour leur aide et pour leur bonne humeur.

A mes collègues thésards et post-doctorants du LIMOS, Paul-Olivier, Emile, Clarisse, Jeanne, Arsène, Brice, Goshia, Remy, Diane, Olivier, Djihad, Fabien, Cécile, Jessica, Damien, Romain, et du G2R, Coralie, Thierry et Olivia, j'ai été vraiment ravi de passer tout ce temps à vos côtés. Saliou, merci d'avoir participer activement à ce travail. Merci aux chercheur et enseignants-chercheurs, permanents du LIMOS, pour l'accueil et pour de nombreux services rendus : Christian MUSTIN, Patrick BILLARD, Anne POSZWA, Sylvie DESOBRY, Jean-Pierre BOUDOT, Jacques BERTHELIN, François TOUTAIN et Alexis DEJEUNET.

Remerciements

Je remercie vivement Pierre FAURE et Régine MOSSER-RUCK du G2R, pour avoir analysé l'endosulfan et la composition minéralogique des argiles dans nos sols, respectivement.

Mes sincères remerciements à Henri SCHROEDER de l'URAFPA qui m'a aidé lors de l'exploitation des données de ce travail.

Je remercie le Gouvernement Gabonais et le projet CORUS 2 pour l'aide financière. A mes amis et compatriotes Gabonais, merci pour vos encouragements et pour des services rendus, je pense particulièrement à Dimitri NDOMBI, un énorme merci d'avoir lu mon manuscrit.

Pour finir, je remercie de tout cœur Blanche DZINGA BIBAYE et ma famille, en particulier mes parents, frères et sœurs qui par leurs encouragements ont contribué à la réalisation de ce travail. Merci pour tous vos encouragements et votre soutien, je ne saurais vous remercier assez. A mon fils Davin qui m'a donné la force de terminer ce travail, merci.

Résumé

Le vétiver a été choisi pour former des haies autour des parcelles cotonnières et maraîchères du Burkina Faso, afin de limiter la dispersion des polluants vers les plantes, les eaux de surface et souterraines. L'influence du vétiver sur le devenir des polluants métalliques (Cu et Cd) et organique (insecticide : endosulfan) dans le système sol-eau-vétiver a été étudiée dans deux sols représentatifs du Burkina Faso, un sol vertique et un sol ferrugineux. Des études d'adsorption en batch, des essais en vase de végétation en conditions contrôlées et en lysimètres en conditions naturelles ont été réalisées.

Les sols plantés au vétiver montrent des coefficients d'adsorption de l'endosulfan ($K_f = 6,5 - 9,7 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$), de Cu ($3162,6 - 4445,1 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) et de Cd ($76,8 - 280,2 \text{ L kg}^{-1}$) significativement plus élevés comparés à ceux des sols non plantés ($K_f = 6,3 - 7,2, 328,1 - 2921,9$ et $37,2 - 206,1 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectivement). De plus, le sol vertique adsorbe plus ces micropolluants que le sol ferrugineux, en relation avec sa CEC plus importante résultant de ses plus fortes teneurs en carbone organique et en argiles.

En vases de végétation, 6 mois après traitement, l'endosulfan n'est détecté ni dans les parties aériennes et racinaires du vétiver, ni dans les sols. La non-détection de l'endosulfan pourrait s'expliquer par sa dégradation, sa minéralisation, sa volatilisation et la formation de résidus non extractibles. Dans nos conditions, le temps de demi-vie estimé de l'endosulfan (DT50) est supérieur dans le sol ferrugineux (43,1 jours) comparé à celui du sol vertique (40,6 jours). Dans les sols plantés, le DT50 de l'endosulfan est 1,1 fois moins important comparé aux sols non plantés, en relation avec l'augmentation significative de la microflore dégradant l'endosulfan en présence du vétiver. Par ailleurs, les teneurs en Cu et Cd dans le vétiver sont significativement plus élevées pour le sol ferrugineux que pour le sol vertique 6 mois après traitement, en relation avec les teneurs en $\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$ et $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$ supérieures dans le sol ferrugineux comparé au sol vertique. Le coefficient d'absorption biologique (CAB) de Cu et Cd et leur facteur de bioconcentration (FBC) supérieurs à 1, ainsi que leur facteur de translocation (FT) inférieure à 1 dans le vétiver démontrent son efficacité à absorber et à accumuler Cu et Cd.

En conditions extérieures, 6 mois après le traitement, les quantités lessivées de Cu sont très faibles pour l'ensemble des colonnes (0,001 - 0,010%). Pour les deux autres micropolluants, les pertes par lessivage à travers le sol ferrugineux (0,07% d'endosulfan et 1,48% de Cd) sont supérieures à celles du sol vertique (0,01% d'endosulfan et 0,04% de Cd). En présence du vétiver, les quantités lessivées d'endosulfan et de Cd sont plus de deux fois inférieures à celles des sols non plantés, en relation avec leur adsorption plus élevée et la dégradation favorisée de l'endosulfan dans les sols plantés.

L'efficacité du vétiver à réduire le transfert des micropolluants vers les eaux de surface et souterraines nécessiterait d'être validée à l'échelle de la parcelle avant d'encourager la plantation de haies autour des parcelles cotonnières et maraîchères du Burkina Faso.

Mots-clés : absorption, adsorption, cadmium, cuivre, dissipation, endosulfan, lessivage, sol ferrugineux, sol vertique, vétiver.

Effectiveness of vetiver (*Vetiveria zizanioides*) to limit three micropollutants dispersal in the cotton and market garden soils from Burkina Faso: endosulfan, copper and cadmium

Abstract

Vetiver was chosen to form hedges around the cotton crops and market gardens in Burkina Faso, in order to limit pollutants dispersal towards plants, surface water and groundwater. The influence of vetiver on the fate of two heavy metals (Cu and Cd) and an insecticide (endosulfan) in the soil-water-vetiver system was studied in two representative soils of Burkina Faso, a vertisol and a lixisol. Batch adsorption coefficient measurements, pot and leaching experiments, under phytotronic and outdoor conditions, respectively, were conducted.

For both soils, adsorption coefficient values (K_f) of endosulfan, Cu and Cd were higher on planted soils ($K_f = 6.5 - 9.7, 3162.6 - 4445.1$ and $76.8 - 280.2 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectively) than on unplanted soils ($K_f = 6.3 - 7.2, 328.1 - 2921.9$ and $37.2 - 206.1 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectively). In addition, vertisol adsorbed larger endosulfan, Cu and Cd amounts than lixisol, probably due to its highest organic carbon and clay contents.

In the pot experiments, 6 months after treatment, endosulfan was neither detected in the vetiver shoots and roots, nor in soils. The non-detection of endosulfan could be explained by its degradation, mineralization, volatilization and the non-extractable residue's formation. In our conditions, the estimated endosulfan half-life (DT50) was higher in lixisol (43,1 days) than in vertisol (40,6 days). The endosulfan DT50 in planted soils was 1.1-fold lower compared to unplanted soils, in accordance with the significant increase of the microflora degrading endosulfan in planted soils. Moreover, the Cu and Cd contents in vetiver grass were significantly higher for the lixisol than for the vertisol, 6 months after treatment, related to the $\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$ and $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$ contents, higher in lixisol than in vertisol. The biological absorption coefficient (BAC) and bioconcentration factor (BCF) of Cu and Cd were greater than 1 in vetiver, but their translocation factor (TF) was less than 1, that showed the efficiency of vetiver to absorb and accumulate Cu and Cd.

In outdoor conditions, 6 months after treatment, the leached Cu amounts were very low for all columns (0.001 to 0.010%). For endosulfan and Cd, the leaching losses through the lixisol (0.07% and 1.48%, respectively) are higher than through the vertisol (0.01 and 0.04%, respectively). In the presence of vetiver, the Cd and endosulfan leached amounts were more than 2-fold lower than those of unplanted soils, related to their higher adsorption and the faster degradation of endosulfan in planted soils.

The effectiveness of vetiver to limit micropollutants transfer towards surface and groundwaters would need a plot scale validation before encouraging the hedges implementation around the cotton plots and market gardens in Burkina Faso.

Keywords: absorption, adsorption, cadmium, copper, degradation, endosulfan, leaching, lixisol, vertisol, vetiver.

Table des matières

<i>Liste des abréviations</i>	5
<i>Liste des figures</i>	6
<i>Liste des tableaux</i>	8
Introduction générale	10
Partie 1 : État des connaissances	14
1. Introduction	15
2. Comportement des pesticides dans les sols.....	16
2.1. Comportement de l'endosulfan dans l'environnement	18
2.1.1. Propriétés physico-chimiques de l'endosulfan.....	18
2.1.2. Adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$)	20
2.1.3. Facteurs influençant l'adsorption de l'endosulfan dans le sol	21
2.1.4. Dégradation de l'endosulfan	22
2.1.4.1. La dégradation abiotique	23
2.1.4.2. La dégradation biologique.....	23
2.1.4.3. Facteurs influençant la dégradation de l'endosulfan.....	25
2.1.5. Transfert de l'endosulfan	27
2.1.5.1. La volatilisation.....	27
2.1.5.2. Le ruissellement	28
2.1.5.3. Le lessivage	28
2.1.5.4. Absorption de l'endosulfan par les végétaux	29
2.1.6. Toxicité de l'endosulfan chez les organismes vivants	30
3. Les éléments traces métalliques (ETM)	32
3.1. Comportement des métaux dans le sol.....	32
3.2. Comportement du cuivre et du cadmium dans les sols	33
3.2.1. Propriétés physico-chimiques du Cu et du Cd	33
3.2.2. Adsorption de Cu et Cd dans le sol	33
3.2.3. Facteurs influençant l'adsorption de Cu et Cd dans le sol	34
3.2.4. Spéciation de Cu et Cd dans les sols	35
3.2.5. Transfert de Cu et Cd	36
3.2.5.1. Ruissellement et lessivage de Cu et Cd.....	37
3.2.5.2. Absorption de Cu et Cd, tolérance et accumulation par les plantes	38
3.2.5.3. Influence des microorganismes de la rhizosphère sur la biodisponibilité des ETM, et sur la phytoextraction et l'accroissance de la plante.....	40
4. Outils biologiques pour réduire le transfert des micropolluants	41
4.1. La phytoremédiation	42
4.2. Facteurs affectant la biodisponibilité des polluants organiques et métalliques pour la plante	43
4.3. Le vétiver (<i>Vetiveria zizanioides</i>).....	45
4.3.1. Généralités sur le vétiver.....	45
4.3.2. Caractéristiques morphologiques et physiologiques du vétiver	46
4.3.3. Adaptabilité du vétiver aux conditions défavorables du sol et du climat.....	46
4.4. Utilisation du vétiver (<i>Vetiveria zizanioides</i>) dans la phytoremédiation des sols	47
4.4.1. Phytodégradation et phytoextraction des polluants organiques dans les sols par le vétiver.....	47
4.4.2. Phytoextraction et phytoaccumulation des ETM par le vétiver dans les sols contaminés.....	48

5. Conclusions	49
Partie 2 : Sols et plante utilisés	51
1. Sols étudiés, prélèvement et traitements des sols.....	52
1.1. Localisation des sites d'études	52
1.2. Description des sols étudiés	53
1.3. Traitements des sols étudiés	54
1.3.1. Stérilisation et inoculation des sols	54
1.3.2. Caractérisations physico-chimiques des sols	55
2. Origines et mise en culture du vétiver (<i>Vetiveria zizanioides</i>).....	56
Partie 3 : Influence de la culture du vétiver sur l'adsorption de l'endosulfan, du cuivre et du cadmium sur le sol vertique et le sol ferrugineux	59
1. Introduction	60
2. Matériel et méthodes	60
2.1. Echantillons de terre étudiés	60
2.2. Adsorption de l'endosulfan	61
2.3. Adsorption du Cu et du Cd.....	62
2.4. Modèle d'adsorption de Freundlich	62
2.5. Analyses des acides organiques dans les sols plantés au vétiver et non plantés.....	63
3. Résultats et discussion.....	63
3.1. Propriétés physico-chimiques des sols.....	63
3.2. Isothermes d'adsorption de l'endosulfan	65
3.2.1. Comparaison de l'adsorption de l'endosulfan α et l'endosulfan β	67
3.2.2. Influence de la nature du sol sur l'adsorption de l'endosulfan	68
3.2.3. Effet du vétiver sur l'adsorption de l'endosulfan.....	71
3.3. Isothermes d'adsorption du Cu et du Cd.....	72
3.3.1. Compétition entre Cu et Cd pour l'adsorption	74
3.3.2. Influence des propriétés des sols sur l'adsorption du Cu et Cd.	75
3.3.3. Effet du vétiver sur l'adsorption du Cu et du Cd.	78
4. Conclusions	79
Partie 4 : Devenir de l'endosulfan, du cuivre et du cadmium en vases de végétation	81
1. Introduction	82
2. Matériel et méthodes	82
2.1. Mise en place des vases de végétation	82
2.2. Biomasse du vétiver	83
2.3. Devenir de l'endosulfan en vases de végétation	85
2.3.1. Traitement et teneurs des résidus d'endosulfan dans le vétiver et le sol.....	85
2.3.2. Extraction des résidus d'endosulfan dans le vétiver	85
2.3.3. Extraction des résidus d'endosulfan dans les sols.....	86
2.3.4. Analyse des résidus d'endosulfan	86
2.3.5. Analyses microbiologiques	87
2.3.5.1. Microflore totale.....	87
2.3.5.2. Microflore dégradant l'endosulfan.....	87
2.4. Devenir du Cu et Cd en vases de végétation.....	88
2.4.1. Traitement et suivi de Cu et Cd en vases de végétation.....	88
2.4.2. Teneurs totales en Cu et Cd dans le vétiver	89

2.4.3. Teneurs totales en Cu et Cd dans les sols.....	89
2.4.4. Teneur en Cu et Cd échangeables au MgCl ₂	90
2.5. Analyses statistiques	90
3. Résultats et discussions	91
3.1. Influence de l'endosulfan, de Cu et Cd sur la croissance du vétiver	91
3.2. Devenir de l'endosulfan dans les sols plantés au vétiver	95
3.2.1. Teneur en endosulfan dans le vétiver et dans les sols	95
3.2.2. Microflore totale et dégradant l'endosulfan dans les sols	98
3.2.3. Bilan de masse.....	101
3.3. Phytoextraction de Cu et Cd par le vétiver	103
3.3.1. Teneurs totales en Cu (Cu _{total}) et Cd (Cd _{total}) dans les sols	103
3.3.2. Teneurs en Cu (Cu _{MgCl₂}) et Cd (Cd _{MgCl₂}) dans les sols	105
3.3.3. Teneurs totales en Cu et Cd dans le vétiver	107
3.3.4. Bilan de masse.....	112
3.3.5. Accumulation et translocation de Cu et Cd dans le vétiver	113
4. Conclusions	120

Partie 5 : Transfert de l'endosulfan, du Cu et du Cd en colonnes de sol non plantées et plantées au vétiver, en conditions extérieures

1. Introduction	123
2. Matériel et méthodes	124
2.1. Préparation des colonnes de sol	124
2.2. Traitements des colonnes de sol.....	125
2.2.1. Endosulfan.....	125
2.2.2. Cu et Cd.....	125
2.2.3. Bromures	126
2.3. Prélèvements des percolats et extraction des micropolluants des eaux	126
2.4. Division des colonnes de sols en différents niveaux et extraction des micropolluants dans le vétiver et dans les échantillons de sols.....	127
3. Résultats et discussion.....	129
3.1. Conditions météorologiques.....	129
3.2. Croissance du vétiver	131
3.3. Dynamique de l'eau et élution des bromures	132
3.3.1. Influence de la nature du sol sur la dynamique de l'eau et l'élution des bromures	132
3.3.2. Influence du vétiver sur la dynamique de l'eau et l'élution des bromures	135
3.4. Devenir de l'endosulfan en conditions extérieures	136
3.4.1. Concentrations des résidus d'endosulfan dans les percolats	136
3.4.2. Quantités de résidus d'endosulfan percolés	138
3.4.2.1. Influence de la nature du sol sur les quantités lessivées d'endosulfan.....	138
3.4.2.2. Influence du vétiver sur les quantités lessivées d'endosulfan.....	140
3.4.3. Distribution des résidus d'endosulfan dans les profils de sol	140
3.4.3.1. Influence de la nature du sol sur la migration des résidus d'endosulfan.....	141
3.4.3.2. Influence du vétiver sur la migration des résidus d'endosulfan.....	142
3.4.4. Bilan de masse.....	144
3.5. Devenir de Cu et Cd en conditions extérieures	146
3.5.1. Concentrations de Cu et Cd dans les percolats	146
3.5.2. Quantités de Cu et Cd percolés	148
3.5.2.1. Influence de la nature du sol sur les quantités lessivées de Cu et Cd	148
3.5.2.2. Influence du vétiver sur les quantités lessivées de Cu et Cd.....	150
3.5.3. Distribution de Cu et Cd extractibles au MgCl ₂ dans les profils de sol.....	150

3.5.3.1. Influence de la nature du sol sur la migration de Cu et Cd extractibles au MgCl ₂	151
3.5.3.2. Influence du vétiver sur la migration de Cu et Cd extractibles par MgCl ₂ ...	151
3.5.4. Absorption de Cu et Cd par le vétiver	153
3.5.5. Teneurs en Cu et Cd extractibles au MgCl ₂ dans les sols, percolées et absorbées par le vétiver en conditions extérieures	153
3.5.6. Accumulation et translocation de Cu et Cd dans le vétiver	155
4. Conclusions	156
Conclusion générale	158
Références bibliographiques	164
Annexes	184

Liste des abréviations

AFNOR :	Association Française de Normalisation
ANOVA :	ANalysis Of Variance (Analyse de la variance)
CAB :	Coefficient d’Absorption Biologique
CEC :	Capacité d’Echange Cationique
CEE:	Communauté Economique Européenne
CO:	Carbone Organique
COD :	Carbone Organique Dissout
CORUS	COopération pour la Recherche Universitaire et Scientifique
DT50:	Temps de demi-vie
ETM :	Elements Traces Métalliques
FBC :	Facteur de BioConcentration
FT :	Facteur de Translocation
HAP :	Hydrocarbure Aromatique Polycyclique
HPLC	Chromatographie liquide haute performance
ICP-AES :	Spectrométrie d’émission atomique couplée à un plasma inductif
ICP-MS:	Spéctrométrie de masse couplé à un plasma inductif
INERIS:	Institut National de l’EnviRonnement industriel et des rISques
INRA:	Institut National de la Recherche Agronomique
K_d :	Coefficient de partage ou de distribution sol / eau.
K_f	Coefficient d’adsorption de Freundlich
Koc:	Coefficient d’adsorption normalisé par rapport à la teneur en carbone organique du sol.
Kow:	Coefficient de partage octanol/eau
LD:	Limite de Détection
LQ:	Limite de Quantification
MO :	Matière Organique
MS:	Matière Sèche
PVC:	Polychlorure de Vinyle

Liste des figures

Figure 1- 1 : Processus impliqués dans le devenir des pesticides et des ETM dans le système sol- plante ; A- : argile ; (M+) : spécifique aux éléments métalliques ; (P) : spécifique aux pesticides.	15
Figure 1- 2 : Mécanismes mis en jeu lors du transfert des produits phytosanitaires.	17
Figure 1- 3 : Voies de dégradation de l'endosulfan α et β dans les sols et dans les eaux (GFEA, 2004).	24
Figure 1- 4 : Formes hydrolysées du Cu^{2+} (a) (Norvell et Lindsay, 1972) et Cd^{2+} (b) (Street et al., 1978) dans les sols.	36
Figure 1- 5 : Dynamique des polluants organiques et métalliques dans le système sol-plante, influence des différents facteurs impliqués ; MO : matière organique.	44
Figure 1- 6 : Le vétiver (<i>Vetiveria zizanioides</i>) ; avec a: feuilles de vétiver ; b: racines de vétiver (photos : vetiver.org).	46
Figure 2- 1 : Localisation des sites de Kaïbo (1) et de Saria (2) dans la zone cotonnière du Burkina Faso.	52
Figure 2- 2 : Précipitations et température mensuelles moyennes au Burkina Faso entre 2008 et 2011 (www.burkina-faso.climatetemp.info).	53
Figure 2- 3 : Plan de prélèvement des échantillons sur chaque parcelle.	54
Figure 2- 4 : Multiplication des plants de vétiver par division d'une plante mère et croissance après 3 mois.	57
Figure 2- 5 : Photo d'une racine colonisée par les endomycorhizes à arbuscules et vésicules.	58
Figure 3- 1 : Isothermes d'adsorption pour (a) α -endosulfan, (b) β -endosulfan et (c) endosulfan ($\alpha + \beta$) sur le sol vertique (SV) et le sol ferrugineux (SF) plantés (P) et non planté (NP) au vétiver après 24 h d'équilibre.	65
Figure 3-2 : Corrélation entre les propriétés physico-chimiques du sol et l'adsorption de l'endosulfan (a), et plan factoriel de la répartition des échantillons de sols et de variables autour des axes principaux (b) par ACP.	70
Figure 3-3 : Isothermes d'adsorption pour Cd (a) et Cu (b) sur le sol vertique (SV) et le sol ferrugineux (SF) planté (P) et non planté (NP) au vétiver après 24 h d'équilibre.	73
Figure 3-4 : Corrélation entre les propriétés physico-chimiques du sol et l'adsorption du cuivre (a) et cadmium (b), et plan factoriel de la répartition des échantillons de sols et de variables autour des axes principaux par ACP.	77
Figure 4-1 : Répartition des pots blancs (non traités) (1), traités à l'endosulfan (2) et au mélange Cu + Cd aux concentrations C1 : 100 mg Cu + 2 mg Cd / kg de sol (3) et C2 : 500 mg Cu + 10 mg Cd / kg de sol (4), avec SV : sol vertique, SF : sol ferrugineux, P : plantés, NP : non plantés, à 0 mois (T0), 3 mois (T3) et 6 mois (T6) après traitement.	84
Figure 4-2 : Biomasse des parties aériennes et racinaires du vétiver à 0, 3 et 6 mois après apport de l'endosulfan (+ E) sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF).	92
Figure 4-3 : Teneur en endosulfan ($\alpha + \beta$) dans les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), plantés (P) et non plantés (NP) à 0 mois, 3 mois et 6 mois après application de l'endosulfan.	95
Figure 4-4 : Teneur en Cu dans les parties aériennes et les racines du vétiver à 0 mois, 3 mois et 6 mois après traitements : Blanc (A), C1 (100 mg Cu kg^{-1}) (B) et C2 (500 mg Cu kg^{-1}) (C) dans les sols vertique et ferrugineux.	108
Figure 4-5 : Teneur en Cd dans les parties aériennes et les racines du vétiver à 0 mois, 3 mois et 6 mois après application de deux concentrations différentes : Blanc (A), C1 (2 mg Cd kg^{-1}) (B) et C2 (10 mg Cd kg^{-1}) (C) dans les sols vertique et ferrugineux.	109
Figure 4- 6 : Relation entre les concentrations en Cu (a) et en Cd (b) dans le vétiver et les concentrations extractibles au MgCl_2 , à 0 mois, 3 mois et 6 mois après traitement des sols à la concentration C1 (100 mg Cu kg^{-1} + 2 mg Cd kg^{-1}) et C2 (500 mg Cu kg^{-1} + 10 mg Cd kg^{-1}). ...	111

Figure 4- 7 : Corrélation entre la teneur totale en Cu et Cd dans le vétiver (Total-vétiver), leurs teneurs totales dans les sols (Total-sol) et extractibles au $MgCl_2$ ($MgCl_2$), leurs capacités d'adsorption (Kf) sur le sol et les facteurs FBC (a) et FT (b), plan factoriel de la répartition des variables et des échantillons de sol autour des axes principaux par ACP.	119
Figure 5-1 : Dispositif lysimétrique en conditions extérieures, avec sol vertique (SV) et sol ferrugineux (SF), plantés au vétiver (P) et non plantés (NP), traité à l'endosulfan (E) ou au mélange Cu-Cd.	124
Figure 5-2 : Précipitations mensuelles au Jardin Botanique (JB) durant la période d'expérimentation (mai - novembre 2010) et données météorologiques du site Météo France de Tomblaine (Tb, à 8 km du site d'expérimentation): précipitations et températures moyennes mensuelles sur les 30 dernières années (1980 - 2010), et températures moyennes mensuelles pour la période mai-novembre 2010.	130
Figure 5-3: Précipitations cumulées mai - novembre 2010 (Météo France, site de Nancy-Essey (54)) et volumes cumulés d'eaux percolées dans les colonnes de sol vertique (SV) et ferrugineux (SF) non plantés (NP) et plantés au vétiver (P) sur six mois d'expérimentation (du 18 mai au 30 novembre 2010).	133
Figure 5- 4 : Courbes d'élution des ions bromures dans les colonnes de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non plantés (NP) (a) et plantés au vétiver (P) (b), ayant reçu l'endosulfan (E) et Cu + Cd.	134
Figure 5-5 : Concentrations en endosulfan dans les percolats de sol vertique et ferrugineux, non plantés (NP) et plantés au vétiver (P) en fonction des précipitations () de mai à novembre 2010.	137
Figure 5-6 : Pourcentages cumulés d'endosulfan dans les percolats des sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), non plantés (NP) et plantés au vétiver (P), ayant reçu de l'endosulfan (E), en fonction du volume d'eau élué cumulé.	139
Figure 5-7 : Répartition des quantités totales d'endosulfan β () et d'endosulfan sulfate 143	143
Figure 5-8: Bilan de masse des résidus d'endosulfan dans les colonnes de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), non plantés (NP) et plantés au vétiver (P), ayant reçu de l'endosulfan (E), et dans les percolats (en % de la quantité appliquée).	145
Figure 5-9 : Concentrations du Cu (\circ) et du Cd (\blacktriangle) dans les percolats des colonnes de sols vertique et ferrugineux, non plantés (NP) et plantés au vétiver (P) en fonction des précipitations () de mai à novembre 2010.	147
Figure 5-10 : Pourcentages cumulés de Cu et Cd dans les percolats de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), non plantés (NP) et plantés au vétiver (P), en fonction du volume d'eau éluee cumulé.	149
Figure 5-11: Répartition des quantités de cuivre (-•-) et de cadmium (Cd) (—) extractibles au $MgCl_2$ et dans les profils de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non planté (NP) et planté au vétiver (P) 6 mois après le traitement.	152
Figure 6-1 : Schéma conceptuel : mécanismes impliqués dans le devenir des micropolluants (endosulfan, Cu et Cd) dans le système sol-vétiver-eau.	162

Liste des tableaux

Tableau 1-1 : Principales caractéristiques physico-chimiques de l'endosulfan : matière active (FOOTPRINT, 2011).....	19
Tableau 1-2 : Propriétés physico-chimiques des isomères α - et β -endosulfan	21
Tableau 1-3 : Nombre d'espèces hyperaccumulatrices répertoriées en fonction des ETM (Baker, 1999 ; Reeves, 2003).....	39
Tableau 1-4 : Performances du vétiver (<i>Vetiveria zizanioides</i>) pour la phytoextraction des ETM: facteurs d'accumulation des éléments en trace dans les parties aériennes (F) et racinaires (R). ...	48
Tableau 2-1 : Propriétés physico-chimiques de l'horizon 0-20 cm des sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) utilisés pour l'ensemble des études présentées.	55
Tableau 2-2 : Composition minéralogique en argile dans les deux sols étudiés	56
Tableau 3-1 : Propriétés physico-chimiques des sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés (P) et non plantés (NP) au vétiver.....	64
Tableau 3-2 : Teneurs en acides organiques retrouvés dans les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés au vétiver (P) et non plantés (NP), après 6 mois de croissance du vétiver. La limite de quantification (LQ) est de 0,19 ; 0,42 et 0,13 mg kg ⁻¹ de sol, respectivement pour les acides pyruvique, oxalique et citrique.	64
Tableau 3-3 : Paramètres de l'équation de Freundlich décrivant les isothermes d'adsorption de l'endosulfan α et β et du mélange $\alpha + \beta$ (70 :30) sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés (P) et non plantés (NP) au vétiver.....	67
Tableau 3-4 : Paramètres de l'équation de Freundlich décrivant les isothermes d'adsorption de Cu et Cd sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés (P) et non plantés (NP) au vétiver.....	75
Tableau 4-1 : Biomasse des feuilles et racines sèches du vétiver à T0, T3 et T6 mois après apport de Cu et Cd ; traitement C1 = 100 mg Cu + 2 mg Cg kg ⁻¹ de sol et traitement C2 = 500 mg Cu + 10 mg Cg kg ⁻¹ de sol.....	93
Tableau 4-2 : Dénombrement de la microflore cultivable totale (MCT) et de la microflore dégradant l'endosulfan (MDE) dans les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), plantés (P) et non plantés (NP) au vétiver, à 0, 3 et 6 mois après application de l'endosulfan (E).	100
Tableau 4-3 : Quantité d'endosulfan total ($\alpha + \beta +$ sulfate) retrouvée dans les sols (en % de la dose appliquée à T0 mois de 3 mg kg ⁻¹ de sol). La limite de quantification (LQ) de l'endosulfan dans les sols (0,12 mg kg ⁻¹ de sol correspond à 4% de la dose d'endosulfan appliquée (3 mg kg ⁻¹ de sol).	102
Tableau 4-4 : Teneurs totales en Cu et Cd dans les sols plantés ou non plantés au vétiver à 0, 3 et 6 mois après application de Cu-Cd à différentes concentrations.	104
Tableau 4-5 : Teneurs en Cu et Cd extractibles au MgCl ₂ dans les sols plantés ou non plantés au vétiver à 0, 3 et 6 mois après application Cu-Cd à différentes concentrations.	106
Tableau 4-6 : Quantités de Cu et Cd retrouvées dans les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), plantés au vétiver (P) et non plantés 6 mois après traitement (en % de la quantité appliquée à T0 mois C1 = 100 mg Cu + 2 mg Cd kg ⁻¹ de sol et C2 = 500 mg Cu + 10 mg Cd kg ⁻¹ de sol).	112
Tableau 4-7 : Valeurs de CAB, FBC et FT dans le vétiver pour Cu (a) et Cd (b) à 3 mois (T3) et 6 mois (T6) après traitements C1 (100 mg Cu kg ⁻¹ + 2 mg Cd kg ⁻¹) et C2 (500 mg Cu kg ⁻¹ + 10 mg Cd kg ⁻¹).	116
Tableau 5-1 : Biomasse des parties aériennes et racinaires du vétiver 6 mois après apport de l'endosulfan et du mélange Cu+Cd sur les colonnes de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF).132	
Tableau 5-2 : Propriétés des colonnes de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non plantés (NP) et plantés au vétiver (P), et pourcentage des bromures dans les percolats par rapport à la quantité initiale appliquée.....	135

Tableau 5-3 : Quantités de Cu et Cd retrouvées dans les profils de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non planté (NP) et planté au vétiver (P), dans les percolats et dans le vétiver, en % fonction de la quantité appliquée.	154
Tableau 5-4 : Quantité de Cu et Cd dans le vétiver 6 mois après traitement en conditions extérieures, comparaison avec les quantités de Cu et Cd absorbées par le vétiver à T6 mois en vases de végétation (<i>en italique</i>).	155

Introduction générale

Introduction

Le Burkina Faso est un pays de l'Afrique de l'Ouest sans littoral, d'une superficie d'environ 274 000 Km². Son économie repose sur le secteur agricole qui emploie environ 90 % de la population active et fournit 50 % des recettes d'exportation. Les cultures de rente (coton, arachide, niébé, fonio, canne à sucre) et les cultures maraîchères (oignons, tomates, pomme de terre, haricot vert) constituent les principales sources de revenus pour la population burkinabè. Une importance particulière est accordée au coton qui mobilise à lui seul près de 60% des recettes d'exportation et contribue pour 40% au PIB (ONUDI, 2006). En 1996-97, le coton était cultivé sur 195 000 ha, cette superficie a quasiment été triplée en 2005 (545 000 ha) (Ton, 2006).

Le développement spectaculaire de la production cotonnière ces dernières années a été accompagné d'une augmentation de la superficie cultivée et d'une utilisation intensive des produits phytosanitaires. Afin de lutter contre les parasites agricoles, des intrants chimiques et notamment des pesticides sont utilisés : environ une centaine de matières actives (Toé, 2003). Approximativement 75% de ces matières actives sont des insecticides, des acaricides et/ou des nématocides, tels que les composés organophosphorés (profénofos) et organochlorés (endosulfan), les pyréthroides (cyperméthrine) et/ou les néonicotinoïdes (acétamipride) (Gomgnimbou *et al.*, 2009). Ces composés toxiques pour l'homme (OMS, 2000-2002) sont souvent utilisés sans respect des procédures d'homologation dans les champs de coton au Burkina Faso (Abiola, 2000). Par ailleurs, la production maraîchère constitue la principale source vivrière au Burkina Faso et occupe environ 204 hectares (RNI, 2008). Certaines populations démunies utilisent les déchets solides (ordures ménagères et déchets d'industries) comme engrais sur les cultures maraîchères des zones urbaines et périurbaines. Ces pratiques ont permis de maintenir un niveau de production compatible avec la demande. Cependant, l'usage intensif de ces intrants a entraîné d'une part, la présence de résidus de pesticides dans les sols et dans les eaux de barrage utilisées pour l'arrosage des cultures et la pêche (Savadogo *et al.*, 2006 ; Tapsoba et Bonzi-Coulibaly, 2006), et l'accumulation d'éléments traces métalliques (ETM) dans les sols et les végétaux destinés à la consommation.

A proximité des zones cotonnières au Burkina Faso, l'endosulfan est l'insecticide le plus fréquemment retrouvé dans les sols à des concentrations allant de 1 à 30 µg kg⁻¹ (Savadogo *et al.*, 2006 ; Ondo Zue Abaga *et al.*, 2011) et dans les eaux de puits et de barrage pendant la saison pluvieuse de 2005 à des concentrations de 0,05 à 3,80 µg L⁻¹ (Tapsoba et

Bonzi-Coulibaly, 2006) supérieures à la norme CEE¹ de 0,1 µg.L⁻¹ dans l'eau potable. Par ailleurs, à proximité des zones maraîchères, les concentrations en ETM mesurées dans les sols : cadmium (1 - 14 mg kg⁻¹), cuivre (150 mg kg⁻¹), zinc (186 mg kg⁻¹) et plomb (123 mg kg⁻¹) sont supérieures au fond géochimique (Compaoré, 2008), ces ETM ont été trouvés en trace dans les laitues. Suite à ce constat, plusieurs structures locales telles que l'Institut de Développement Rural (IDR), l'Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles (INERA), la Société des Fibres Textiles (SOFITEX), le Laboratoire National de Santé Publique, l'Union Nationale des Producteurs de Coton du Burkina (UNPCB), ainsi que le Ministère de l'Environnement et du Cadre de Vie (MECV) se sont regroupées pour engager une action collective sous forme de projet "CORUS II" intitulé « Décontamination des sols pollués des agrosystèmes cotonniers et périmètres maraîchers par la phytoextraction et la bioremédiation des polluants organiques et métalliques ». Dans un premier temps, le partenaire du Nord de ce projet était Géosol, Université de Bourgogne, Dijon-France, ensuite le Laboratoire des Interactions Microorganismes-Minéraux-Matière Organique dans les sols (LIMOS), Nancy Université CNRS, Nancy-France. Les objectifs de ce projet étaient : (1) d'identifier les contaminants organiques et métalliques présents dans les zones cotonnières et maraîchères, (2) de prospecter et d'identifier les plantes accumulatrices, et (3) d'évaluer la capacité de ces espèces à accumuler et/ou dégrader les polluants par des essais en vases de végétation, (4) d'étudier au champ l'efficacité des espèces végétales pour la décontamination des sols et (5) de procéder à la domestication et à la vulgarisation de ces espèces.

Cette thèse concerne en particulier le 3^{ème} objectif du projet CORUS II. Trois micropolluants sont étudiés. Le choix s'est porté sur l'**endosulfan**, retrouvé dans les eaux de barrage utilisées pour l'arrosage des laitues et la pêche à une concentration supérieure à la maximale autorisée de 0,1 µg L⁻¹ dans l'eau potable (Directive européenne 91/414 CEE), et sur le **cuivre** (Cu) et le **cadmium** (Cd) qui présentent des teneurs dans les sols supérieures au fond géochimique et aux valeurs limites de concentration dans les sols agricoles (Directive 86/278/CEE²).

L'objectif du projet est de trouver un moyen efficace pour limiter la dispersion des micropolluants du sol vers les eaux de surface et souterraines et vers les légumes afin de limiter les risques de toxicité pour la santé humaine. Pour cela, une barrière végétale a été

¹ Norme CEE pour les eaux potables : directive européenne 91/414 CEE et décret n° 1220 du 20 décembre 2001.

² Directive 86/278/CEE du 12 juin 1986 relative à la protection de l'environnement et notamment des sols, lors de l'utilisation des boues d'épuration en agriculture - Proposition des Valeurs Limites de Concentration (VLC) en ETM dans les boues destinées à être épandues et dans les sols agricoles (mg / kg de MS) : Cu (50-140) et Cd (1-3).

choisie pour son coût peu onéreux. Après la prospection et l'identification des plantes capables d'accumuler les micropolluants au niveau local au Burkina Faso, le choix s'est porté sur le vétiver. En effet, les haies de vétiver peuvent à la fois contrôler l'érosion du sol (Babalola *et al.*, 2007), retenir des nutriments du sol et des pesticides appliqués (Boonsaner *et al.*, 2005) et conserver l'humidité du sol (Truong, 2000). L'objectif est d'implanter les haies de vétiver autour des champs de coton et de parcelles maraîchères afin de limiter la dispersion des micropolluants dans les divers compartiments de l'environnement.

Dans ce contexte, cette thèse a pour objectif d'évaluer l'influence du vétiver sur le devenir de l'endosulfan, de Cu et Cd dans deux sols représentatifs des zones cotonnières et maraîchères du Burkina Faso : un vertisol et un sol ferrugineux, choisis en fonction de leurs propriétés physico-chimiques différentes. Il est donc essentiel de connaître les principaux phénomènes qui influencent la biodisponibilité et la mobilité des micropolluants dans le système sol - eau - vétiver.

Une première partie de ce mémoire présente l'état des connaissances sur les processus majeurs qui affectent le comportement et le devenir de l'endosulfan et des éléments traces métalliques dans les sols. Une attention particulière est portée au vétiver, notamment à son potentiel en tant qu'outil de remédiation biologique des sols.

La deuxième partie présente le matériel ; les sols et le vétiver, ainsi que les traitements communs réalisés sur les sols et la préculture du vétiver.

Etant donné que la rétention joue un rôle essentiel sur la disponibilité du produit à la dégradation et au transfert, la troisième partie concerne l'étude de l'adsorption en batch de l'endosulfan, de Cu et Cd dans les sols plantés au vétiver et non plantés. Cette approche permet d'évaluer l'influence du vétiver sur l'adsorption des micropolluants sur les sols.

La quatrième partie est consacrée à des expériences en vases de végétation en conditions contrôlées. Il s'agit de suivre au cours du temps l'influence du vétiver sur la disparition d'endosulfan, de Cu et Cd dans les sols. L'effet des micropolluants sur la production de biomasse du vétiver, ainsi que la capacité de cette plante à accumuler les contaminants dans ses tissus, à réduire leurs quantités biodisponibles et à accélérer la dégradation de l'endosulfan dans les sols sont étudiés.

La cinquième partie présente l'étude du lessivage de l'endosulfan, de Cu et Cd à l'aide des lysimètres en conditions extérieures. Cette expérimentation permet d'évaluer l'effet du vétiver sur le mouvement vertical des micropolluants. Après cette dernière partie, une conclusion générale souligne les principaux résultats de cette thèse.

Partie 1 :

État des connaissances

1. Introduction

Les pesticides organochlorés, souvent appliqués sur les cultures de coton, sont connus pour leur persistance dans l'environnement (Agnithotri *et al.*, 1996) et leur bioaccumulation dans la chaîne alimentaire (Lartiges et Garrigues, 1995). Par ailleurs, dans les cultures maraîchères, l'utilisation des déchets urbains solides (DUS) (domestiques, industriels, biomédicaux) et des boues d'épuration comme engrais par certaines populations Ouest-Africaines favorise une accumulation en éléments traces métalliques (ETM) tels que Cd, Cu, Pb (dont les concentrations sont supérieures à celles autorisées dans les boues par la norme AFNOR U 44-041³). Ces produits, pesticides et ETM, sont potentiellement toxiques pour des organismes non cibles, animaux ou végétaux. Leur degré de toxicité et leur impact sur les organismes sont contrôlés par plusieurs paramètres. Il convient alors de s'interroger sur le devenir de ces produits après leur application afin d'évaluer les risques de contamination des sols, des eaux de surface et souterraines, et de l'atmosphère.

Le devenir des pesticides et des métaux dans le sol va dépendre des processus majeurs suivants : la rétention, la dégradation (spécifique aux composés organiques), la spéciation (pour les ETM) et le transfert (**Figure 1-1**) qui sont fortement liés aux caractéristiques environnementales couplées aux propriétés physico-chimiques du polluant.

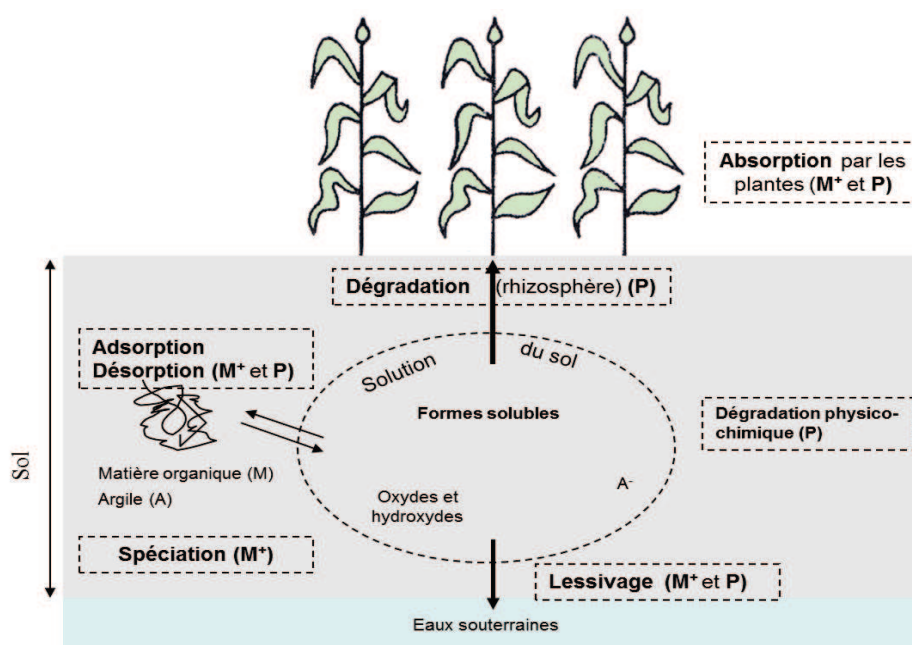


Figure 1- 1 : Processus impliqués dans le devenir des pesticides et des ETM dans le système sol-plante ; A : argile ; (M⁺) : spécifique aux éléments métalliques ; (P) : spécifique aux pesticides.

³ Norme AFNOR U 44-041 : valeurs seuils de la norme reprises par la nouvelle législation (décret 97-1133 du 8.12.97 et arrêté du 8.01.98). Élément métallique (mg/kg matière sèche) ; Cd (2), Cu (100) et Pb (100).

Les plantes, pour assurer leur croissance et leur reproduction sur les sols contaminés, ont développé des processus variés. Ces derniers incluent : (1) la sécrétion d'exsudats racinaires qui interceptent et ralentissent la mobilité des polluants, (2) l'aération via la macroporosité en présence des racines qui enrichie le sol en oxygène, augmentant ainsi le potentiel d'oxydo-réduction ; ceci limite l'absorption de certains cations par les plantes, (3) la transformation des composés récalcitrants par l'activité enzymatique microbienne racinaire et (4) la diminution du transfert vertical des polluants vers les eaux souterraines par prélèvement d'eau disponible (Chang et Corapcioglu, 1998). Par ailleurs, à partir d'une pente de 0,5%, les sols à texture limono sableuse peuvent être érodés lors des fortes précipitations (Proffitt et Rose, 1991), favorisant ainsi le transport de particules vers les milieux environnants. Dans ce cas, une barrière végétale peut être efficace pour réduire le transport par les eaux ruisselées des composés liés aux particules de sol et/ou des matières en suspension.

L'objectif de cette partie du mémoire est de réaliser un état des connaissances sur les facteurs qui influencent le devenir des micropolluants dans les sols, en particulier l'endosulfan, le Cu et le Cd. Etant donné que certains végétaux peuvent à la fois modifier la composition biochimique de la rhizosphère et absorber les micropolluants, les processus mis en jeu par les plantes et notamment par le vétiver pour réduire les quantités de micropolluants biodisponibles dans les sols et leur transfert vers les divers compartiments de l'environnement sont également identifiés.

2. Comportement des pesticides dans les sols

Les pesticides sont des préparations contenant une ou plusieurs substances actives et sont destinés à protéger les végétaux ou les produits végétaux contre les organismes indésirables. Une fois appliqués à la parcelle, les pesticides empruntent diverses voies de transfert et transitent dans différents compartiments de l'environnement (**Figure 1-2**). Une partie du produit peut être emportée par les vents lors de son application. Une autre partie atteint le sol. A partir du sol, la molécule peut rejoindre l'atmosphère par volatilisation. Les quantités volatilisées sont généralement moins de 1% du produit appliqué, mais peuvent atteindre 8% (Taylor, 1995). Le transfert de ces molécules de l'atmosphère vers les sols et les eaux de surface peut avoir lieu par des précipitations. Par ailleurs, une partie du produit présent dans la solution du sol peut être absorbée soit par les plantes, soit par les animaux. La

molécule peut être emportée par les eaux de ruissellement vers les eaux de surface ; ces pertes sont généralement inférieures à 2%, mais peuvent atteindre 15% notamment pour les pesticides avec une solubilité dans l'eau très faible (moins de 1 mg L^{-1}) (Larson *et al.*, 1997). La molécule peut aussi être lessivée, sous forme dissoute ou particulaire, à travers le profil de sol et atteindre les eaux souterraines ; les pertes par lessivage sont estimées en général à moins de 1% du produit appliqué, mais peuvent atteindre 5% particulièrement dans la zone racinaire des sols sableux et limoneux et en cas de fortes pluies après application du produit (Flury, 1996).

Les quantités de produits transférées par diverses voies sont conditionnées par deux processus essentiels : la rétention et la dégradation (**Figure 1-2**). Les paramètres environnementaux tels que la nature du sol, le climat, la topographie et la couverture végétale influencent la mobilité des pesticides.

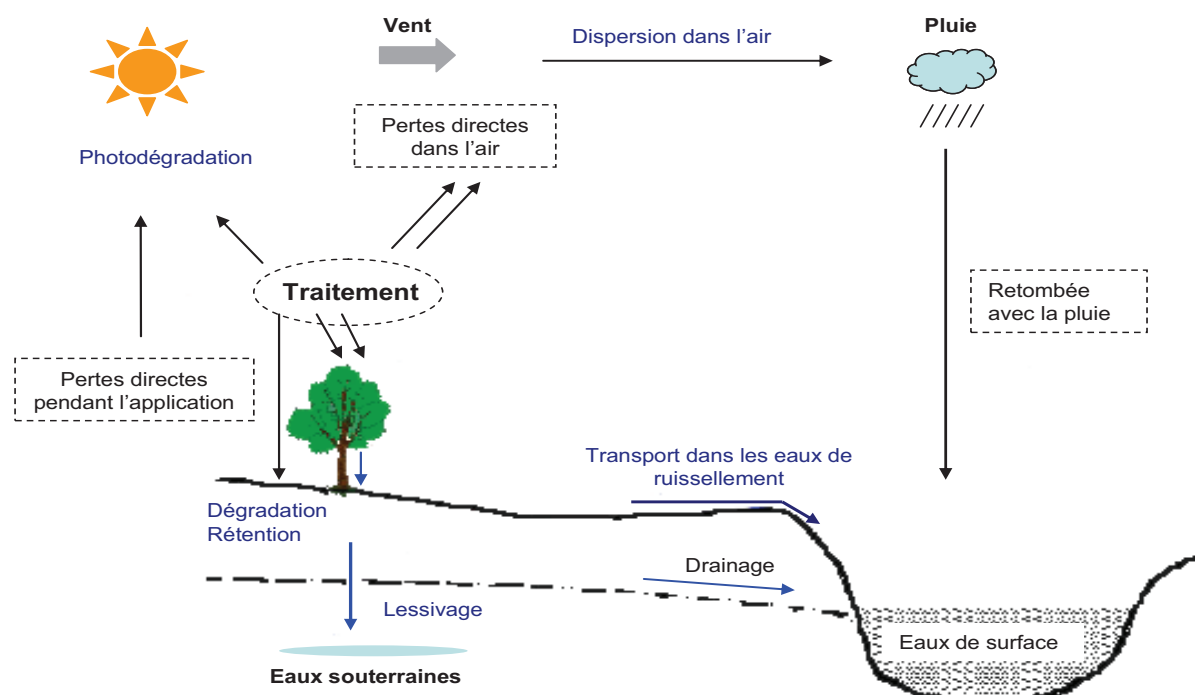


Figure 1- 2 : Mécanismes mis en jeu lors du transfert des produits phytosanitaires.

La rétention est un processus qui immobilise à plus ou moins long terme les molécules de pesticides et leurs produits de transformation, qu'elles soient dissoutes ou à l'état gazeux (Calvet *et al.*, 1980). Elle a une influence prépondérante sur le devenir des pesticides, en particulier sur leur mobilité et leur biodisponibilité dans les sols (Calvet *et al.*, 1980 ; Chassin

et Calvet, 1985). La rétention implique les processus d'**adsorption** et de **désorption** essentiels dans l'appréciation des risques de transfert des produits phytosanitaires vers les eaux de surface et souterraines. En effet, l'équilibre entre l'adsorption et la désorption détermine la quantité de pesticide disponible pour l'absorption par les plantes, la dégradation, la volatilisation ou le lessivage (Harper, 1994).

La dégradation est la transformation du polluant provoquant des modifications de la structure moléculaire avec apparition des produits de dégradation. La minéralisation du polluant, avec la transformation du carbone organique en CO₂, est le processus ultime de dégradation et le seul provoquant la complète élimination du polluant (Wenk *et al.*, 1998). L'action résultante de ces processus contribue à la disparition de la molécule dans l'environnement. Lorsque la molécule résiste à ces processus, on parle de persistance. Ainsi, définir la persistance d'une molécule revient à évaluer la résultante de l'action de l'ensemble des processus qui contribuent à sa disparition dans l'environnement. Le paramètre utilisé couramment pour décrire cette persistance est la durée de demi-vie (DT50) qui est le temps nécessaire (mesurée au laboratoire ou au champ) pour réduire de moitié la quantité initiale du pesticide appliqué (Craven et Hoy., 2005).

2.1. Comportement de l'endosulfan dans l'environnement

L'endosulfan a été choisi pour cette étude, car parmi les pesticides appliqués sur le coton au Burkina Faso, c'est le seul retrouvé dans les eaux de barrage utilisées pour l'arrosage des laitues et la pêche, à proximité des parcelles de coton, à une concentration supérieure à la maximale autorisée dans l'eau potable de 0,1 µg L⁻¹ selon la Directive européenne 91/414 CEE (Tapsoba et Bonzi-Coulibaly, 2006).

2.1.1. Propriétés physico-chimiques de l'endosulfan

L'endosulfan est un insecticide organochloré de synthèse mis sur le marché vers 1955⁴. Interdit d'utilisation en Europe depuis décembre 2005⁵, l'endosulfan est toujours utilisé en Afrique (UNEP, 2008) et notamment au Burkina Faso, malgré son interdiction dans les pays

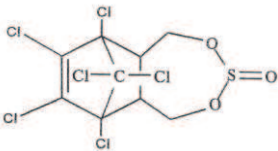
⁴ UNEP/POPS/POPRC.3/5, p.2

⁵ Directive 91/414/CEE du 15/07/91 en application avec la décision communautaire 2005/864/CE du 2 décembre 2005.

du Sahel en Afrique de l'Ouest depuis 2007 (IPEN, 2008). Il est composé de deux stéréoisomères : α -endosulfan et β -endosulfan, dans les proportions $\alpha/\beta = 70/30$ (AGRITOX, 2002). L'endosulfan a deux principaux métabolites ; l'endosulfan sulfate qui est produit lors de l'oxydation de l'endosulfan par les microorganismes, et l'endosulfan diol obtenu par hydrolyse de l'endosulfan dans le sol (Siddique *et al.*, 2003 ; Kumar *et al.*, 2008). L'endosulfan est très peu hydrosoluble avec une solubilité de $0,32 \text{ mg L}^{-1}$ dans l'eau à 20°C (FOOTPRINT, 2011). Les principales caractéristiques physico-chimiques de l'endosulfan sont présentées dans le **tableau 1-1**.

La pression de vapeur ($0,83 \text{ mPa}$ à 25°C), ainsi que la constante calculée de la loi de Henry ($1,48 \text{ Pa m}^3 \text{ mol}^{-1}$) (FOOTPRINT, 2011) indiquent que l'endosulfan ($\alpha + \beta$) a une volatilité élevée dans les conditions naturelles, et qu'il peut se volatiliser à partir de la surface de l'eau ou du sol humide. Le coefficient de partage octanol / eau ($\text{Log } K_{ow} = 4,75$) indique que l'endosulfan est potentiellement bioaccumulable dans le biote (Mackay *et al.*, 1997).

Tableau 1-1 : Principales caractéristiques physico-chimiques de l'endosulfan : matière active (FOOTPRINT, 2011)

Nom commun	Endosulfan
Nom chimique (IUPAC)	1,4,5,6,7,7-hexachloro-8,9,10-trinorborn-5-en-2,3-ylènebisméthylène sulfite
Type de pesticide	Insecticide, acaricide
Famille chimique	organochloré
Structure	
Formule brute	$\text{C}_9\text{H}_6\text{Cl}_6\text{O}_3\text{S}$
Masse molaire (g mol^{-1})	406,93
Solubilité à 20°C (mg L^{-1})	0,32 ($\alpha + \beta$) (dans l'eau) ; 65000 (dans l'éthanol)
Pression de vapeur (mPa)	0,83 (25°C)
Constance de Henry ($\text{Pa m}^3 \text{ mol}^{-1}$)	1,48 (25°C)
DT50 dans le sol (jour)	28 - 50 (laboratoire) ; 62 - 126 (champ)
$K_{oc}^{(1)}$ (L kg^{-1})	11500
$K_f^{(2)}$ ($\text{mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$)	0,28
$\text{Log } K_{ow}^{(3)}$ à pH 7, 20°C	4,75
Toxicité DL50 ⁽⁴⁾ (mg kg^{-1})	Rats (30) ; oiseaux (111) ; lombrics (14)

⁽¹⁾ K_{oc} = Coefficient d'adsorption normalisé par rapport à la teneur en carbone organique du sol ;

⁽²⁾ K_f = Coefficient d'adsorption de Freundlich, $n = 4$ sols différents d'après FOOTPRINT (2011).

⁽³⁾ K_{ow} = Coefficient de partage octanol / eau. ⁽⁴⁾ DL50 = Dose létale 50% : c'est la dose de substance causant la mort de 50 % d'une population animale donnée.

2.1.2. Adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$)

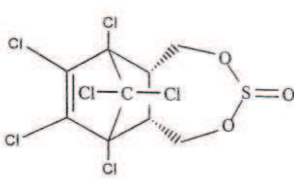
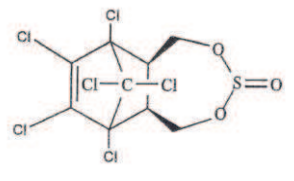
L'adsorption est définie comme le passage d'un soluté de la phase liquide (solution du sol) à l'interface solide-liquide du sol (Calvet, 1989). C'est la fixation, par réaction physico-chimique, d'un composé en solution à la surface des particules solides du sol. La désorption correspond au phénomène inverse : passage de ce produit de la phase adsorbée à la phase liquide. L'adsorption et la désorption d'un pesticide sont influencées par les propriétés intrinsèques de la molécule ainsi que par les caractéristiques du sol et les conditions environnementales du milieu. La capacité d'adsorption dépend fortement de la teneur en matière organique du sol, qui peut favoriser la formation des résidus non extractibles en fonction des facteurs édaphiques (Andreux *et al.*, 1995 ; Barriuso *et al.*, 1996).

L'endosulfan ($\alpha + \beta$), généralement dans les proportions $\alpha / \beta = 70/30$, s'adsorbe très fortement sur le sol, comme l'indique son Koc de 11500 L kg⁻¹ (FOOTPRINT, 2011) (**Tableau 1-1**). La capacité d'adsorption (K_f) d'endosulfan ($\alpha + \beta$), en moyenne de 0,28 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹ dans les sols (FOOTPRINT, 2011), est très variable selon la nature du sol. Singh et Singh (2008) ont montré une adsorption (K_f) d'endosulfan ($\alpha + \beta$) sur un sol limono-argileux plus élevée (36,3 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹) que sur des sols limoneux et limono-sableux, avec des K_f respectifs 25,12 et 18,2 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹, en relation avec les constituants du sol. Ces auteurs ont montré que la teneur en carbone organique et la capacité d'échange cationique (CEC) étaient les paramètres du sol les plus corrélés avec les coefficients d'adsorption (K_f) de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) ($r^2 = 0,99$). Toutefois, Ismail *et al.* (2002) ont trouvé une valeur de K_f d'endosulfan ($\alpha + \beta$) plus élevée dans un sol argileux (18,7 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹) légèrement plus pauvre en carbone organique (CO : 1,6 %) que dans un sol limono-sableux ($K_f = 6,7$ mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹, avec 1,9% de CO). Ces auteurs ont attribué la plus forte adsorption observée pour le sol argileux à sa teneur en argiles plus élevée (55%) que celle du sol limono-sableux (8%).

Les isomères α - et β -endosulfan présentent quelques propriétés physico-chimiques différentes telles que le coefficient de sorption et la DT50 dans le sol (**Tableau 1-2**). Lorsqu'ils sont séparés, les valeurs de Koc varient de 3981 à 11500 L kg⁻¹ pour α -endosulfan et de 4481 à 19953 L kg⁻¹ pour β -endosulfan (Peterson et Batley, 1993 ; Atasoy *et al.*, 2009 ; FOOTPRINT, 2011) (**Tableau 1-2**). La capacité d'adsorption des isomères α - et β -endosulfan serait influencée par les propriétés physico-chimiques du sol. Dans un vertisol, Atasoy *et al.* (2009) ont observé une variation des valeurs de K_f de α - et β -endosulfan entre les échantillons de terre prélevés sur l'horizon Ap, plus riche en matière organique et en argile ($K_f = 21,6$ et

14,0 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹, respectivement) et ceux prélevés sur l'horizon Bw contenant plus d'oxydes de fer ($K_f = 16,3$ et $18,0$ mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹, respectivement). D'après ces auteurs, l'adsorption de l'isomère α -endosulfan serait plus en relation avec la matière organique, et celle de β -endosulfan avec les teneurs en oxy-hydroxydes de fer et en argiles. Par ailleurs, lorsque les deux isomères sont mélangés, l'endosulfan α semble plus s'adsorber que l'endosulfan β sur un le sol. Par exemple, Kumar et Philip (2006 a), en étudiant l'adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) sur trois sols différents, ont obtenu les valeurs de K_f de l'endosulfan α (5,1 - 26,2 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹) un peu plus élevées que celles de l'endosulfan β ($K_f = 4,0 - 18,6$ mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹). Ces auteurs ont trouvé que, pour un même sol, l'adsorption de l'isomère α était plus importante que celle de l'isomère β , et ont attribué cette différence à la configuration de chaque stéréoisomère.

Tableau 1-2 : Propriétés physico-chimiques des isomères α - et β -endosulfan

	α -endosulfan	β -endosulfan
Structure		
Solubilité dans l'eau mg L ⁻¹ à 25 °C	0,32 ⁽¹⁾	0,33 ⁽¹⁾
Pression de vapeur (mPa à 25 °C)	4,4 ⁽²⁾ - 6,0 ⁽¹⁾	3,0 ⁽¹⁾ - 4,0 ⁽²⁾
DT50 dans le sol (jour)	5 - 43 ⁽³⁾	33 - 376 ⁽³⁾
Koc (L kg ⁻¹)	3981 ⁽⁴⁾ - 11500 ⁽⁵⁾	4481 ⁽⁶⁾ - 19953 ⁽⁴⁾
Log K _{ow} , pH 7 à 20°C	3,8 ⁽⁷⁾	3,5 ⁽⁷⁾

⁽¹⁾ Mackay *et al.* (1997) ; ⁽²⁾ Shen et Wania (2005) ; ⁽³⁾ Ghadiri et Rose (2001)

⁽⁴⁾ Peterson et Batley (1993) ; ⁽⁵⁾ FOOTPRINT (2011) ; ⁽⁶⁾ Atasoy *et al.* (2009) ; ⁽⁷⁾ ATSDR (2000).

2.1.3. Facteurs influençant l'adsorption de l'endosulfan dans le sol

Les propriétés physico-chimiques des sols tels que les teneurs en matières organiques et en argiles, le pH, les oxydes de fer pourraient affecter la capacité d'adsorption d'endosulfan. La teneur en matière organique est le paramètre le mieux corrélé avec le coefficient d'adsorption des pesticides (Calvet *et al.*, 1980; Gerritse *et al.*, 1996). Singh et Singh (2008) ont observé une corrélation significative ($r^2 = 0,99$) entre l'adsorption d'endosulfan et la teneur en carbone organique dans trois sols différents. De même, Parkpian *et al.* (1998) ont

montré des corrélations positives entre l'adsorption de l'endosulfan α et les teneurs en matières organiques ($r = 0,87$) et en argiles totale des sols ($r = 0,73$). Par rapport à la teneur en argile, la matière organique joue un rôle plus important sur l'adsorption d'endosulfan α dans les sols tropicaux (Reichenberger et Laabs, 2002). Dans des sols agricoles au Brésil, Laabs et Amelung (2005) ont obtenu une adsorption de l'endosulfan α plus importante dans un sol argilo-sableux contenant plus de carbone organique (CO) (0,3% de CO, $K_f = 148 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) comparé à un sol sableux (0,1% de CO, $K_f = 54 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$).

D'autres paramètres tels que la nature des argiles et les teneurs en oxyde de Fe pourraient aussi jouer un rôle sur l'adsorption d'endosulfan. Les espaces interfoliaires des argiles peuvent retenir les micropolluants organiques par des interactions hydrophobes (Pignatello et Xing, 1996 ; Meier *et al.*, 1999). Par conséquent, les argiles de type 2 : 1 (smectite, montmorillonite, illite) présenteraient une plus grande surface de rétention pour l'endosulfan à adsorber par rapport aux argiles de type 1 : 1 (la kaolinite). Il a été montré que l'endosulfan s'adsorbe plus sur la montmorillonite ($K_f = 94 - 119 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) que sur la kaolinite ($K_f = 39 - 52 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) (Hengpraprom *et al.*, 2006). Par ailleurs, dans un vertisol, Atasoy *et al.* (2009) ont montré que l'adsorption de β -endosulfan était plus influencée par la en oxyde de Fer que par la matière organique.

Le pH du sol peut également affecter l'adsorption de l'endosulfan. Kumar et Philip (2006 a) ont observé que le K_f d'endosulfan baisse de 18,0 à 13,0 $\text{mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$ dans un sol argileux lorsque le pH 8 est ramené à 6 par ajout d'acide chlorhydrique (HCl) dans la solution. L'effet du pH sur l'adsorption de l'endosulfan n'a pas été bien défini. Néanmoins, il a été reporté que l'activité microbienne optimale à pH 8 à 8,5 favorisait la dégradation de l'endosulfan (Awasthi *et al.*, 2000), ce qui pourrait réduire les quantités potentiellement adsorbables sur les sols pour ces valeurs de pH.

2.1.4. Dégradation de l'endosulfan

Les polluants organiques subissent différentes réactions de transformations abiotiques et biotiques qui jouent un rôle majeur dans leur dégradation et leur élimination du milieu naturel (Calvet *et al.*, 1980). Ainsi en conditions naturelles, un certain nombre de réactions d'origine abiotique (oxydation, hydrolyse) se produit dans la solution de sol (Kwon *et al.*, 2005), et modifie la composition et la structure des molécules mères apportées. Néanmoins, les réactions biologiques catalysées par l'activité enzymatique des microorganismes semblent

plus efficaces dans la dégradation des pesticides (Geissbuhler, 1973 ; Kullman et Matsumura, 1996 ; Siddique *et al.*, 2003).

2.1.4.1. La dégradation abiotique

La dégradation abiotique peut être provoquée par les constituants du sol ou induite par le rayonnement solaire (Jamet, 1979), on parle dans ce cas de photodégradation. L'endosulfan ($\alpha + \beta$) est assez résistant à la photodégradation, mais ses métabolites sont facilement dégradables par photolyse (Schuphan *et al.*, 1972). L'endosulfan est sensible à l'humidité, à l'acidité et à l'alcalinité du sol qui favorisent son hydrolyse lente en produisant du dioxyde de soufre (SO₂) et de l'endosulfan diol par l'intermédiaire ou non de l'endosulfan sulfate (FAO/WHO, 1968 ; Martens, 1977). Bien que les rayonnements solaires puissent être impliqués dans la production de l'endosulfan sulfate, Archer *et al.* (1972) ont estimé que la décomposition thermique était le principal mécanisme de transformation.

2.1.4.2. La dégradation biologique

Les microorganismes du sol peuvent utiliser les polluants organiques comme source de carbone et d'énergie dans le sol et les dégrader, voire les minéraliser. Certains microorganismes, pour dégrader les polluants organiques, peuvent avoir besoin d'un deuxième substrat qui constitue leur source de carbone et d'énergie pour assurer leur croissance, ce métabolisme bactérien est qualifié de cométabolisme. Un des mécanismes commun à la dégradation des composés organochlorés est la déchloration (rupture des liaisons entre atome de carbone et de chlore) (Scheunert, 1993). Le clivage des liaisons carbone-chlore est catalysé par les déhalogénases bactériennes, ce qui est une étape clé dans les voies de minéralisation aérobie de plusieurs polluants chlorés (Jansen *et al.*, 2005). En conditions anaérobies, la biodégradation des composés chlorés peut être initiée par la déchloration réductrice (un atome de chlore est remplacé par un atome d'hydrogène), ce métabolisme est dénommé halorespiration ou déhalorespiration (Cutter *et al.*, 2001). La dégradation de l'endosulfan et l'ordre d'apparition de ses métabolites sont donnés dans la **Figure 1-3**. L'endosulfan peut être métabolisé dans les tissus de la plante et dans les sols pour former l'endosulfan sulfate puis l'endosulfan diol, généralement moins toxiques que la molécule mère (Goebel *et al.*, 1982). La formation de l'endosulfan sulfate résulte essentiellement d'une phase oxydative du groupe SO de l'endosulfan (Kullman et Matsumura, 1996). Une série

d'oxydation peut suivre pour former de faibles quantités d'endosulfan éther, d'endosulfan hydroxyéther et d'endosulfan lactone (Miles et Moy, 1979).

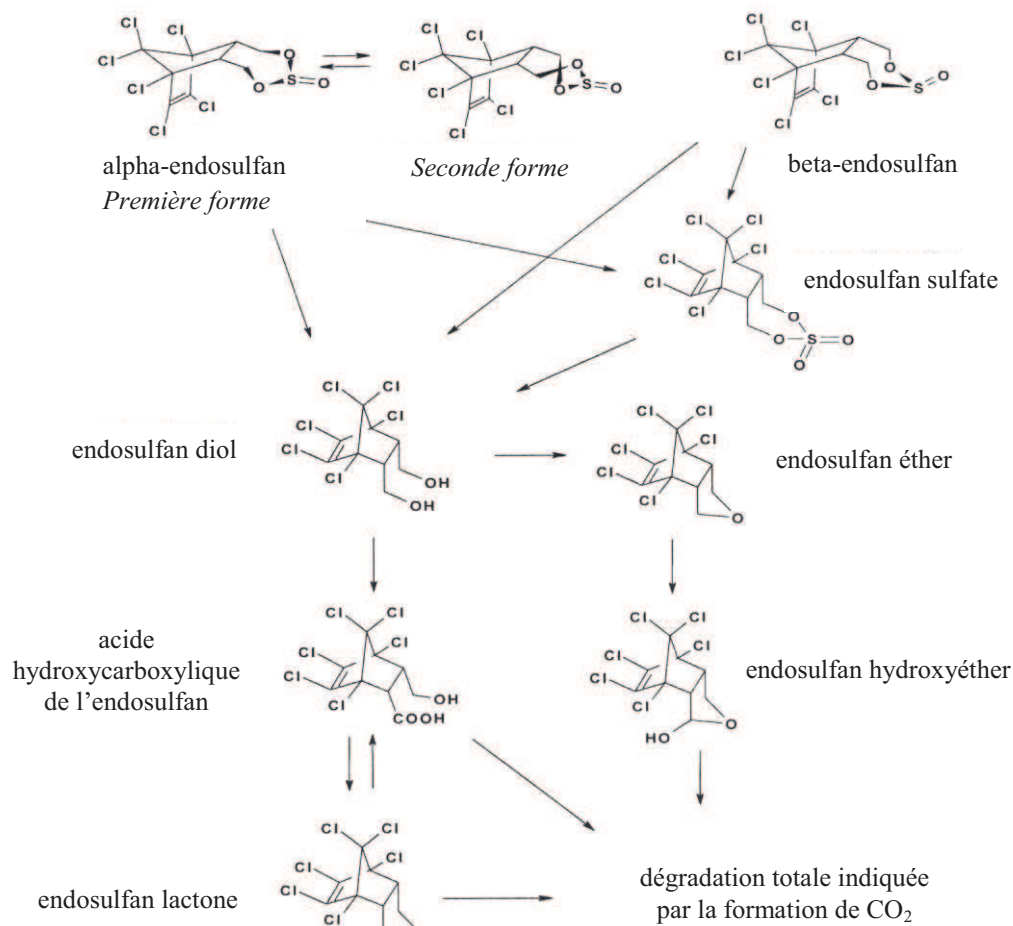


Figure 1- 3 : Voies de dégradation de l'endosulfan α et β dans les sols et dans les eaux (GFEA, 2004).

L'utilisation d'endosulfan marqué au ^{14}C peut faciliter la détermination de ses voies de disparition telles que la minéralisation et la formation de résidus liés (non extractibles) par mesure du ^{14}C libéré sous forme de CO_2 et du ^{14}C résiduel dans le sol. Par exemple, Laabs *et al.* (2002), en étudiant la dégradation de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) avec ^{14}C , ont pu mesurer les quantités minéralisées de 5,6% de la quantité appliquée (1 kg ha^{-1}) dans un sol argilo-sableux et sableux au bout de 80 jours. En parallèle, ces auteurs ont obtenu la quantité des résidus liés formés (15% et 7% de la dose appliquée, respectivement dans les sols argilo-sableux et sableux) (Laabs *et al.*, 2002). En condition aérobie, certains consortia bactériens peuvent augmenter la dégradation de l'endosulfan. Kumar et Philip (2006 b) ont montré qu'après 28

jours d'incubation, les souches *Staphylococcus sp.*, *Bacillus circulans I* et *Bacillus circulans II* isolées à partir de la suspension d'un sol agricole (10 g / 50 mL) dégradent en moyenne 71,4% de l'endosulfan- α et 72,8% de l'endosulfan- β appliqué à 1 mg dans 200 mL de Nutrient Broth (NB). En présence d'une autre source de carbone (dextrose), ces auteurs ont mesuré une dégradation des isomères α - et β -endosulfan plus importante (92,2% et 78,5% de la quantité appliquée, respectivement). La présence d'une source de carbone semble donc favoriser la dégradation de l'endosulfan.

Les études de dégradation d'endosulfan ($\alpha + \beta$) montrent une variabilité de sa persistance dans les sols en fonction de la nature du sol et des conditions du milieu. Son temps de demi-vie (DT50) peut varier de 4 jours dans un sol ferrugineux argilo-limoneux (1,8% de matières organiques, pH 6,1) (Savado *et al.*, 2006) à 131 jours dans un sol limono-sableux, avec 0,6% de matières organiques et un pH 7,6 (Tariq *et al.*, 2006).

Pour les deux isomères de l'endosulfan, la persistance (DT50) dans les sols varie de 5 à 136 jours pour l'endosulfan α (Gildemeister *et al.*, 1988 (condition anaérobie) ; Ghadiri et Rose, 2001 (condition aérobie)), elle semble moins importante que celle d'endosulfan β variant de 33 à 376 jours (Ghadiri et Rose, 2001). D'après ces auteurs, la différence de dissipation des isomères α - et β -endosulfan serait lié à leurs configurations. Les conditions expérimentales et la nature de l'isomère semblent influencer la dégradation de l'endosulfan.

2.1.4.3. Facteurs influençant la dégradation de l'endosulfan

Les paramètres du sol tels que le pH, la température et l'humidité du sol peuvent influencer la dégradation de l'endosulfan. Awasthi *et al.* (2000) ont observé une biodégradation de l'endosulfan plus importante à des pH élevés ; après une application de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) à 2,35 mg g⁻¹ de sol argilo-limoneux et incubation pendant 14 semaines à 28 °C en présence de 2 souches de *Bacillus sp.* à 2 × 10⁸ d'unités formant une colonie (UFC), les quantités d'endosulfan dégradé obtenues étaient de de 2-3% ; 9-15% ; 62-63% et 73-74% de la quantité appliquée, respectivement à des pH 3 ; 5 ; 7,5 et 8,5 (ajusté par ajout de 1 N NaOH ou 2 N HCl). D'après ces auteurs, la dégradation d'endosulfan (α et β) plus importante à pH 8,5 pourrait être en relation avec une activité microbienne optimale à cette valeur de pH. Toutefois, l'activité ou la respiration microbienne du sol n'ont pas été mesurées pour confirmer cette hypothèse.

Une augmentation de température entraînerait également une dégradation plus rapide de l'endosulfan. Dans des sols vertique, ferrugineux et ferralitique, les quantités d'endosulfan dégradées au bout de 5 jours d'incubation étaient respectivement de 63%, 5% et 3% de la quantité appliquée (10 mg kg⁻¹ de sol) à 28°C, et de 92%, 45% et 65% à 40°C (Savadogo *et al.* 2008). D'après ces auteurs, l'augmentation de la température entraînerait une vitesse de réaction enzymatique plus élevée et une chaleur plus importante ; ce qui pourrait favoriser la dégradation des organochlorés. De la même manière, Tariq *et al.* (2006) ont observé une baisse de la DT50 d'endosulfan ($\alpha + \beta$) de 131 à 87 jours dans un sol limono-sableux lorsque la température augmente de 15 à 35°C, en relation avec la dégradation des isomères α et β qui deviendrait plus rapide avec une augmentation de température (Ghadiri et Rose, 2001). Ces derniers auteurs, tout comme Hussain *et al.* (2007), ont observé une dégradation des deux isomères α et β -endosulfan plus importante à une température d'incubation de 25 - 35 °C, avec un optimum à 30 °C.

L'humidité du sol serait aussi un facteur important qui affecte la dégradation d'endosulfan. Dans un sol limono sableux à 50% de la capacité au champ, Tariq *et al.* (2006) ont mesuré des valeurs de DT50 de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) de 131 jours (à 15 °C) et 87 jours (à 35 °C), plus élevées que celles obtenues à 90% de la capacité au champ (116 jours et 63 jours, respectivement à 15 °C et 35 °C). De même, Ghadiri et Rose (2001) ont montré que les valeurs de DT50 des isomères α - et β -endosulfan dans un sol argileux à 15% de la capacité au champ (27 et 376 jours, respectivement) diminuaient avec l'augmentation de la capacité au champ à 37% (7 et 100 jours, respectivement). L'augmentation de la teneur en eau dans les sols augmenterait la quantité mobile et disponible de l'endosulfan, favorisant ainsi sa dégradation par les microorganismes du sol.

Par ailleurs, l'aération et l'apport d'oxygène pourraient modifier les processus de dégradation de l'endosulfan dans les sols. En conditions anaérobies, le métabolisme de l'endosulfan dans les sols est considérablement retardé (Gildemeister *et al.*, 1988) augmentant la DT50 des isomères alpha et beta dans les sols (Goring *et al.*, 1975). En effet, Gildemeister *et al.* (1988) ont remarqué que les DT50 de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) dans les sols limono-sableux et limono-argileux maintenus à 37% de la capacité au champ sont plus faibles en conditions aérobies (20 et 40 jours, respectivement) comparées aux conditions anaérobies (136 et 154 jours, respectivement). Les conditions déficitaires dans ce dernier cas limiteraient l'activité microbienne du sol et par conséquent la biodégradation de l'endosulfan.

Dans les sols, la présence des deux isomères α et β -endosulfan pourrait aussi influencer le taux de dégradation de chacun des isomères. Dans cinq sols différents, Stumpf *et al.* (1989) ont rapporté des valeurs de DT50 variant de 12 à 39 jours (moyenne : 27,5 jours) pour l' α -endosulfan et de 108 à 264 jours (moyenne : 157 jours) pour le β -endosulfan lorsqu'ils étaient appliqués isolément. Après mélange des deux isomères α et β -endosulfan dans les sols, des DT50 de 19-33 jours et 45-58 jours étaient obtenus pour l' α - et le β -endosulfan, respectivement. Ces deux isomères suivent les mêmes voies de dégradation dans les sols (**Figure 1-3** : GFEA, 2004). Toutefois, la volatilisation de l'isomère α -endosulfan dans les sols peut être jusqu'à 4 fois supérieure à celle de l'endosulfan- β (Rice *et al.*, 2002), en relation avec sa pression de vapeur légèrement plus élevée (4,4 - 6 mPa) comparé à celle de l'endosulfan β (3,0 - 4,0 mPa) (**Tableau 1-2**), ce qui pourrait expliquer sa dissipation plus rapide.

En conclusion, il apparaît que l'endosulfan α est dégradé plus rapidement dans les sols que l'endosulfan β (comme le confirment les travaux de Ghadiri et Rose (2001) et Laabs *et al.* (2002)).

2.1.5. Transfert de l'endosulfan

Les pesticides, après leur application, sont transférés dans les différents compartiments de l'environnement par différentes voies de transport. On distingue trois mécanismes principaux : la volatilisation, le ruissellement et le lessivage responsables du transfert des pesticides et de leurs produits de transformation vers les compartiments non ciblés (sols, eaux, air, plante).

2.1.5.1. La volatilisation

La volatilisation est le passage d'un composé appliqué sur le sol, dans l'eau ou sur des végétaux vers l'atmosphère. La volatilité d'une substance chimique dépend de sa tension de vapeur et des paramètres du milieu (température, aération) (Jamet, 1979). La constance d'Henry (K_H) à 25 °C de l'endosulfan ($1,48 \text{ Pa m}^3 \text{ mol}^{-1}$) laisse présager que la volatilisation est un processus important de sa dissipation. Ciglash *et al.* (2006) ont montré que les quantités volatilisées de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) appliqué à 6 kg ha^{-1} sur un sol ferrugineux à 21,6 °C étaient de 8% de la quantité appliquée au bout d'un jour. Les pertes par volatilisation de

l'endosulfan ($\alpha + \beta$) peuvent atteindre 70% de la quantité appliquée 5 jours après traitement à 20 °C dans un champ de coton (Kennedy *et al.*, 2001). Par ailleurs, les quantités volatilisées des isomères α - et β -endosulfan appliqués à 1,12 kg ha⁻¹ ont été évaluées respectivement à 11,1% et 2,5% 21 jours après application sur un sol limoneux fraîchement labouré à 20 °C (Rice *et al.*, 2002), avec une importante volatilisation de l'endosulfan durant les 5 premiers jours (9,1% pour l'isomère α et 2,1% pour l'isomère β). L'endosulfan- α est plus volatile que l'isomère β , en relation avec leur pression de vapeur (**Tableau 1-2**). Les taux de volatilisation de l'endosulfan pourraient être plus importants à l'échelle de la parcelle au Burkina Faso où les températures varient de 25 à 45°C selon la saison (Fontes et Guinko, 1995).

2.1.5.2. Le ruissellement

Le ruissellement correspond à l'écoulement instantané et temporaire des eaux à la surface du sol, pouvant constituer un facteur d'érosion important. Il est provoqué par une intensité de précipitations supérieure à la capacité d'infiltration du sol. Le ruissellement est fonction de la topographie, de la durée et de l'intensité des précipitations, de la nature du sol, de sa capacité de drainage, de son degré de saturation, du couvert végétal et de l'intervalle de temps qui sépare l'application du pesticide de la première pluie engendrant du ruissellement (Jamet, 1979). Le transport des substances par l'eau peut s'effectuer soit sous forme dissoute, soit sous forme particulaire adsorbée sur les matières en suspension.

Les pertes par ruissellement d'endosulfan, lorsqu'il est appliqué à 0,75 kg ha⁻¹, varient de 0,33 à 6% de la quantité appliquée, en fonction du temps d'irrigation ou l'intensité de l'orage (Kennedy *et al.*, 2001). Elles sont influencées par la couverture végétale et son étendue. Silburn *et al.* (2002) mesurent les quantités ruisselées d'endosulfan à 2,5% de la quantité appliquée pour une couverture végétale de 60%, contre 5,3% lorsque la couverture végétale baisse de 20%, pour 65 mm de précipitations.

2.1.5.3. Le lessivage

Le lessivage est le transfert vertical des pesticides, sous forme dissoute ou particulaire à travers la porosité du sol, vers les eaux souterraines. La nature du sol (teneur en argile et en matière organique) et les précipitations influencent les quantités lessivées de pesticide.

Les pertes par lessivage d'endosulfan ($\alpha + \beta$) peuvent atteindre 6% de la quantité appliquée dans un sol ferrallitique, en conditions extérieures (412,1 mm de précipitations), 6 mois après traitement (Martins *et al.*, 2007). Ces auteurs pensent que la faible mobilité de l'endosulfan α et β sur l'horizon Ap serait en rapport avec leur adsorption très élevée sur le sol ferrallitique ($K_d = 288$ et 405 L kg^{-1} , respectivement).

Les quantités lessivées de chaque isomère d'endosulfan sont généralement estimées individuellement. Pour l'isomère α , les quantités lessivées peuvent varier de 0,03 % à 5% de la quantité appliquée (Laabs *et al.*, 2000 ; Reichenberger et Laabs, 2002), elles sont un peu plus importantes que celles de l'endosulfan β qui sont de 0,03 à 3% de la quantité appliquée (Kathpal *et al.*, 1997 ; Zhou *et al.*, 2003).

Plusieurs facteurs tels que la nature du sol, la quantité de produit appliqué et les conditions d'expérimentation affectent les quantités lessivées d'endosulfan. Zhou *et al.* (2003) ont obtenu des quantités lessivées d'endosulfan α et β dans un sol calcaire (0,57% et 0,50%, respectivement) plus élevées que dans un sol limono-argileux (0,032% et 0,029%), après un apport d'une même hauteur d'eau (12 L) au même débit et pendant une même durée (4 semaines). D'après ces auteurs, l'endosulfan serait plus retenu dans le sol limono-argileux, en relation avec ses teneurs en argiles (18,7%) et en carbone organique (1,96%) plus élevées par rapport au sol calcaire (11,6% d'argile et 1,49% de carbone organique). Pour un même sol, Zhou *et al.* (2003) ont montré que l'endosulfan α était légèrement plus lessivé (0,032 - 0,57%) que l'endosulfan β (0,029 - 0,50%), en relation avec l'adsorption de l'isomère β ($K_d = 472 \text{ L kg}^{-1}$) plus élevée dans les sols que celle de l'isomère α ($K_d = 265 \text{ L kg}^{-1}$). Cette observation est contradictoire à celle de Martins *et al.* (2007) qui, à travers un sol ferrallitique, ont obtenu des quantités lessivées d'endosulfan α (0,01%) plus faibles que celles de l'endosulfan β (0,04%). Pour ces auteurs, la dégradation de l'endosulfan α ($t_{1/2} = 45$ jours) plus rapide que celle de l'endosulfan β ($t_{1/2} = 128$ jours) expliquerait ses plus faibles quantités lessivées.

En conditions extérieures, la pluviométrie, ainsi que son intensité et sa distribution dans le temps pourraient aussi influencer les mouvements gravitaires d'endosulfan.

2.1.5.4. Absorption de l'endosulfan par les végétaux

Le coefficient de partage octanol / eau de l'endosulfan ($\text{Log } K_{ow} = 4,75$) indique que cet insecticide est bioaccumulable dans le biote (Mackay *et al.*, 1997). En effet, Mukherjee et Kumar (2012) ont observé une absorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) par la moutarde (47,2% de

la quantité dans le sol) et par le maïs (34,5%), 26 jours après traitement à 92,9 - 94,5 mg kg⁻¹ de sol en condition contrôlées à 25°C. En conditions extérieures (7 - 19,2 °C), Gonzalez *et al.* (2003a) ont remarqué qu'un poireau cultivé sur un sol contenant l'endosulfan à 36,4 mg kg⁻¹ de sol pouvait absorber cet insecticide et l'accumuler dans ses racines ; ces auteurs ont trouvé des Facteurs de Bioconcentration (FBC) de 9,1 et 3,9, respectivement pour les isomère α - et β -endosulfan, après 15 jours de croissance. Leurs Facteurs de Translocation (FT) étaient < 0,3 ; Gonzalez *et al.* (2003a) ont conclu que l'endosulfan ($\alpha + \beta$) était principalement accumulé dans les racines de ces plantes. Dans la tomate, les valeurs de FBC peuvent atteindre 18,6 et 50, respectivement pour α - et β -endosulfan au bout de 60 jours de croissance en conditions extérieures (Gonzalez *et al.*, 2003b). Ces auteurs ont remarqué que les deux isomères de l'endosulfan s'accumulaient préférentiellement dans les racines de la tomate que dans les tiges et la feuilles.

2.1.6. Toxicité de l'endosulfan chez les organismes vivants

L'endosulfan est un produit chimique très toxique pour nombreux organismes vivants. Chez les humains, un lien a été établi entre les troubles physiques congénitaux, le retard mental et les décès d'ouvriers agricoles dans les pays en voie de développement d'Afrique, d'Asie du sud et d'Amérique latine, d'une part, et une utilisation excessive, des applications inappropriées de l'endosulfan d'autre part (UNEP, 2008). L'endosulfan est parmi les substances les plus mentionnées dans les cas d'intoxication signalés (ERE, 2002). Chez les mammifères, l'endosulfan produit des effets neurotoxiques, qui sont stimulés par des attaques du système nerveux central, l'isomère α étant généralement plus toxique que l'isomère β (ATSDR, 2000). La dose létale 50% (DL50) et la concentration létale 50% (CL50) représentent respectivement la dose et la concentration de la substance causant la mort de 50% d'une population animale donnée. La DL50 du rat et des oiseaux est respectivement de 30 et 111 mg kg⁻¹ pour l'endosulfan (FOOTPINT, 2011). Pour les abeilles, la DL50 par voie orale est de 7,8 μ g d'endosulfan /abeille (FOOTPINT, 2011).

Certains effets phytotoxiques de l'endosulfan ont été signalés, mais il s'agissait des cas très isolés, généralement à des fortes concentrations appliquées. Par exemple, Gentile *et al.* (1978) ont montré que l'application de l'endosulfan à 1 g L⁻¹ réduisait la germination des semences de concombre de 54,6 % par rapport au champ de concombre non traité. De plus,

Gupta et Gupta (1980) ont examiné les effets de 4 concentrations d'endosulfan (0,35 ; 0,7 ; 1,5 et 3 g kg⁻¹ de matière sèche (MS)) sur le haricot mungo (*Vigna radiata*). Ces auteurs ont observé des symptômes toxiques plus visibles aux fortes concentrations absorbées (1,5 et 3 g kg⁻¹ de MS), notamment l'inhibition de croissance de racines, l'enroulement des racines et le jaunissement des extrémités des feuilles. Lorsque l'endosulfan est fortement concentré (> 2 g kg⁻¹ de MS), l'endosulfan peut provoquer une chute de la teneur en cellulose des parois cellulaires des plantes lors de la germination (Agarwal et Beg, 1982).

Chez les microorganismes, l'endosulfan peut être un inhibiteur efficace de sporulation. Tarar et Salpekar (1980) ont reporté la toxicité de l'endosulfan pour les algues du sol. Parmi les 18 espèces d'algues présentes dans le sol, 94% des espèces ont été atteintes à des teneurs en endosulfan de 2 g kg⁻¹. Seule une espèce (*Chlorococcum humicolo*) a résisté à des concentrations d'endosulfan de 4 et 6 g kg⁻¹. El-Beit *et al.* (1981) ont examiné le métabolisme microbien des pesticides et leurs effets sur la croissance des bactéries et des actinomycètes dans les microplaques contenant de l'Agar. Les deux isomères α et β -endosulfan appliqués à 4 g L⁻¹ ont empêché la croissance de ces microorganismes dans tous les sols étudiés après 336 h d'incubation à 28 °C.

L'ensemble des données obtenues indique que l'endosulfan peut être fortement retenu dans les sols et peut former des résidus liés, jusqu'à 15% de la quantité appliquée (Laabs *et al.*, 2002). Les capacités d'adsorption des deux isomères d'endosulfan varient selon les propriétés physico-chimiques des sols. Parmi les deux isomères, l'endosulfan α se distingue de l'endosulfan β principalement par son adsorption légèrement plus élevée et sa persistance moins importante. La rétention de l'endosulfan α plus importante limiterait donc son lessivage comparé à l'endosulfan β . Toutefois, certaines études montrent que les quantités lessivées de l'endosulfan α peuvent être plus importantes que celles de l'endosulfan β .

3. Les éléments traces métalliques (ETM)

3.1. Comportement des métaux dans le sol

Les ETM sont exposés à des processus bio physico-chimiques qui affectent leur devenir dans les sols. La rétention des ETM dans les sols est fortement dépendante des propriétés physico-chimiques des ETM et de la nature et de la quantité de charges présentes à la surface des constituants du sol (Bolan *et al.*, 1999). Les charges permanentes des argiles peuvent ainsi retenir les ETM par des forces électrostatiques non spécifiques et, en l'absence des conditions qui pourraient favoriser l'hydroxylation des ETM (pH neutre ou basique), on observe un échange ionique entre les métaux et les sites sur des argiles (Majone *et al.*, 1996). Les ETM peuvent aussi être adsorbés à la surface des oxydes à travers des réactions d'échange d'ions (Martinez et McBride, 1998). Dans les sols, la matière organique est constituée principalement de substances humiques (acides fulviques et humiques) issues de la dégradation des végétaux et de biomolécules (polysaccharides, acides gras) d'origine microbienne ou des exsudats racinaires (Duchaufour, 1995) : ces composés possèdent des groupements fonctionnels qui peuvent former des complexes stables avec les ETM (Stevenson *et al.*, 1993), réduisant ainsi leur mobilité dans les sols. La force de liaison des ETM par les groupes fonctionnels diminue lorsque la concentration en métal complexé augmente (Stevenson *et al.*, 1993).

En présence de plusieurs ETM dans un sol, le rayon ionique, l'électronégativité et la constante d'hydrolyse sont des facteurs qui déterminent la rapidité d'adsorption de chaque élément métallique (McBride, 1994 ; Usman, 2008). Des travaux concernant la compétition entre cations pour les sites d'adsorption permettent de définir une séquence d'adsorption en fonction des caractéristiques du sol. La séquence d'adsorption la plus souvent obtenue suit l'ordre suivant : $Pb > Cu > Zn > Cd$ (Veeresh *et al.*, 2003 ; Usman, 2008 ; Lu et Xu, 2009). Toutefois, les quantités d'ETM adsorbées peuvent être désorbées et migrer vers les eaux souterraines, occasionnant ainsi un risque de pollution.

3.2. Comportement du cuivre et du cadmium dans les sols

3.2.1. Propriétés physico-chimiques du Cu et du Cd

Le cuivre est un élément métallique nécessaire à tous les êtres vivants, mais à forte dose, le cuivre devient toxique pour ces mêmes êtres vivants. Sa dose létale (DL50) chez les rats est de 1124 mg kg⁻¹ de poids corporel. Sa toxicité chez les algues est observée à partir d'une concentration supérieure à 5,3 µg Cu L⁻¹ chez *Chlorella fusca* et 330 µg Cu L⁻¹ chez *Chlorella saccharophila* (INERIS, 2005). Le cuivre se rencontre surtout sous forme de sulfures CuS et Cu₂S et sous forme d'oxyde Cu₂O (INERIS, 2005). Le cadmium est un métal toxique (DL50 = 88 mg kg⁻¹ de poids corporel chez les rats) ; il n'est pas essentiel au développement des organismes animaux ou végétaux. A de fortes concentrations en Cd (1,5 à 10 mg L⁻¹) pendant 24 heures, Cd conduit à des dommages physiologiques et génétiques chez la jacinthe d'eau (*Eichornia crassipes*) (Martin-Garin et Simon, 2004). Le cadmium est présent dans l'écorce terrestre à des concentrations faibles, et ses principales formes cristallines sont : l'hawleyite (CdS), l'otavite (CdCO₃), le montéponite (CdO) et la cadmosélite (CdSe) (INERIS, 2004). Plusieurs paramètres influencent la mobilité et la biodisponibilité du Cu et Cd dans les sols, notamment leurs propriétés intrinsèques : Cu présente un rayon hydraté (2,1 Å) légèrement moins élevé et une électronégativité (1,9) plus élevée comparé à Cd (2,3 Å et 1,7, respectivement) (Evans, 1989 ; Trivedi *et al.*, 2001).

3.2.2. Adsorption de Cu et Cd dans le sol

Les ETM peuvent se fixer sur les différentes phases organiques et minérales du sol. La matière organique, les oxydes et hydroxydes de fer et les argiles sont les principaux constituants sur lesquels s'adsorbent Cu et Cd ; les carbonates peuvent également retenir Cd (Ledin *et al.*, 1999). Le cuivre est principalement retenu à la surface des matières organiques et des argiles (Madrid et Diaz-Barrientos, 1998). Lorsque la teneur en matière organique est faible, Cu et Cd peuvent être adsorbés sur les oxydes et hydroxydes (Gong et Donahoe, 1997).

La capacité d'adsorption (K_f) de Cu varie de 9,3 à 6025,6 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹ de sol (Usman, 2008 ; Jalali et Moharrami, 2007). Pour Cd, les valeurs de K_f vont de 0,8 à 575,4 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹ (Usman, 2008 ; Shaheen, 2009), avec la valeur de (K_f) la plus élevée obtenue dans un vertisol (Shaheen, 2009). La nature du sol, ainsi que les conditions expérimentales semblent jouer un rôle important dans l'adsorption de Cu et Cd.

3.2.3. Facteurs influençant l'adsorption de Cu et Cd dans le sol

La capacité d'adsorption de Cu et Cd est influencée par les propriétés physico-chimiques du sol. De nombreux auteurs ont montré des fortes corrélations ($R^2 = 0,78$ à $0,99$) entre les quantités de Cu et Cd adsorbées sur le sol et les teneurs en argiles, en matières organiques, en oxydes de Fe et d'Al, ainsi qu'avec la CEC du sol (Shaheen, 2009 ; Usman, 2008 ; Cerqueira *et al.*, 2011). En effet, la CEC d'un sol, résultante des CEC de la matière organique et des argiles, peut expliquer à elle seule jusqu'à 60% de Cu et Cd adsorbés (Vega *et al.*, 2010). Par ailleurs, la composition minéralogique des argiles semble également jouer un rôle important sur l'adsorption de Cu et Cd ; la présence des argiles plus réactives (montmorillonite, smectite, chlorite) dans un sol augmente l'adsorption de Cu et Cd, comparés aux argiles à faibles réactivité (illite, kaolinite) (Echeverria *et al.*, 1998 ; Atanassova, 1999 ; Cerqueira *et al.*, 2011). De plus, l'abondance d'oxydes de Fe et d'Al augmente significativement la capacité d'adsorption sur le sol de Cu et Cd ($p < 0,001$; $R^2 = 0,79 - 0,94$), ces métaux seraient adsorbés par les groupes fonctionnels de ces oxydes (Davis et Leckie, 1978 ; Shaheen, 2009).

Généralement, l'augmentation de pH du sol entraîne une diminution de la solubilité des métaux et en conséquence une précipitation à la surface du sol (Naidu et Harter, 1998). Ainsi, Wang *et al.* (2009), en ajustant le pH de la solution avec 0,1 M HCl ou NaOH, ont montré que les quantités de Cd adsorbées sur le sol étaient de 46%, 62% et 68% de la quantité initiale, respectivement à pH 5, 6 et 7 de la solution. Dans certains cas, la capacité d'adsorption des métaux tels que Pb, Cu et Cd serait approximativement multipliée par trois lorsque le pH augmente d'une unité (Bradl, 2004).

Par ailleurs, la température semble aussi affecter les quantités des métaux adsorbés sur les sols. En effet, Wang *et al.* (2009) ont observé une augmentation de la capacité d'adsorption de Cd sur un sol de $101,3$ à $121,8 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$ lorsque la température augmentait de 25 à 45 °C.

La présence de plusieurs ETM semble aussi affecter la capacité d'adsorption sur le sol de chacun des éléments. Une forte compétition a été observée entre Cu^{2+} et Cd^{2+} sur un sol brun lessivé et un sol brun acide (Cerqueira *et al.*, 2011); en présence du Cu, les quantités adsorbées de Cd diminuent de 72% en moyenne. Les caractéristiques propres aux métaux pourraient expliquer cette différence d'adsorption. En effet, Cavelo *et al.* (2007) ont montré

que les quantités de Cu, Pb, Cd et Cr adsorbées sur les sols acides (pH 5,1), lorsqu'ils étaient mélangés, étaient en cohérence avec leur électronégativité : Cu (1,9) > Pb (1,8) > Cd (1,7) > Cr (1,6). De plus, McBride (1994) ont observé un ordre d'adsorption des métaux sur les sols en relation avec leur rayon ionique : Ni (0,69 Å) > Cu (0,72 Å) > Cd (0,97 Å) > Pb (1,20 Å). Dans ce dernier cas, l'empilement successif de couches octaédriques et tétraédriques des argiles favoriserait plus la diffusion entre les feuillets des ETM à rayon ionique plus faible. Dans tous les cas, Cu semble s'adsorber plus rapidement que Cd. Toutefois, la capacité d'adsorption de chacun des métaux (Cu et Cd) peut diminuer en présence de l'autre métal. Dans deux sols différents, Echeverria *et al.* (1998) ont obtenu des valeurs de K_f pour Cu et Cd plus importantes lorsqu'ils étaient étudiés chacun individuellement (327 - 867 et 96 - 156 L mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹, respectivement) que lorsqu'ils étaient mélangés (15 - 110 et 25 - 95 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹, respectivement). De même, Usman (2008) ont observé une diminution des valeurs de K_f pour Cu (191,1 - 813,3 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹) et Cd (27,3 - 44,8 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹) lorsqu'ils étaient apportés en mélange (56,3 - 189,5 et 6,4 - 13,7 mg¹⁻ⁿ Lⁿ kg⁻¹, respectivement) dans six sols de nature différente. Les études concernant l'adsorption compétitive des éléments traces métalliques dans les sols révèlent toutes une capacité d'adsorption de Cu plus importante que celle de Cd (Veeresh *et al.*, 2003 ; Lu et Xu, 2009 ; Usman, 2008 ; Jalali et Moharrami, 2007).

3.2.4. Spéciation de Cu et Cd dans les sols

Les ETM peuvent être présents sous différentes formes chimiques dans les sols ; la répartition et la quantification des différentes formes chimiques d'un élément correspondent à sa spéciation (Tessier *et al.*, 1979 ; Florence, 1986). La variation des conditions du milieu (pH, température, etc.) peut modifier la spéciation d'un élément et donc sa mobilité. Un pH neutre ou basique aurait tendance à favoriser l'hydrolyse des ETM. Les différentes formes hydroxylées de Cu et Cd ont été déterminées dans les sols en fonction du pH (Norvell et Lindsay, 1972 ; Street *et al.*, 1978) (**Figure 1-4**). Pour Cu, ses composés hydrolysés CuOH⁺ peuvent être adsorbés de manière spécifique sur les constituants du sol (Basta et Tabatabai, 1992). Concernant Cd en solution, sa forme ionique est majoritaire, mais la complexation du Cd avec les ligands organiques tient aussi une part importante (Krishnamurti et Naidu, 2003). En fonction de la nature des composants du sol, d'autres espèces du Cu et du Cd peuvent être formées.

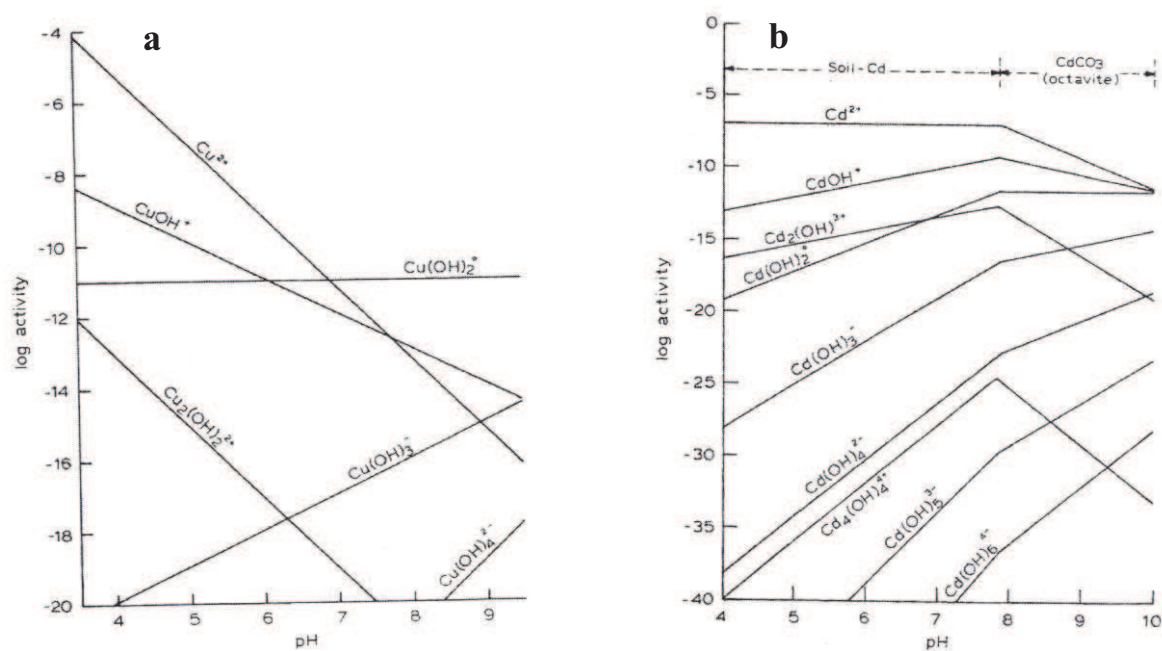


Figure 1- 4 : Formes hydrolysées du Cu^{2+} (a) (Norvell et Lindsay, 1972) et Cd^{2+} (b) (Street et al., 1978) dans les sols.

Le cadmium peut former des complexes inorganiques variés tels que des complexes chlorés (CdCl^+ , CdCl_2), sulfatés (CdSO_4), carbonatés (CdHCO_3^+) ou hydrolysés (CdOH^+) (Sposito, 1989). De même, Cu est aussi présent dans le sol sous forme chlorée (CuCl_3^{2-}), sulfatée (CuSO_4), phosphatée ($\text{Cu}_3(\text{PO}_4)_2$), associé au fer (CuFe_2O_4) et hydrolysée ($\text{Cu}(\text{OH})_2$) (Norvell et Lindsay, 1969 ; 1972). En présence de CaCO_3 , Cd^{2+} et Cu^{2+} peuvent précipiter sous forme de carbonate de cadmium (CdCO_3) (Bradl, 2004) et de carbonate de cuivre $\text{Cu}(\text{CO}_3)_2^{2-}$ (Norvell et Lindsay, 1969 ; 1972), réduisant ainsi leur mobilité.

3.2.5. Transfert de Cu et Cd

Les ETM, apportés dans les sols cultivés via des applications de déchets solides comme engrais (Compaoré, 2008), peuvent être transférés vers différents compartiments sensibles de l'environnement. Après la décomposition des déchets, les ETM libérés peuvent être entraînés par ruissellement et/ou par lessivage lors des précipitations favorisant ainsi une contamination des eaux de surface et souterraines.

3.2.5.1. Ruissellement et lessivage de Cu et Cd

Les pertes par ruissellement de Cu peuvent atteindre 1,39% de la quantité initiale dans un sol limoneux présentant une pente de 5,8% et après 124 mm de précipitations en conditions extérieures (Rice *et al.*, 2002a). Les 80% de la quantité de Cu ruisselée étaient associés aux particules de sol. Les paramètres tels que la texture et la structure du sol, la taille du bassin versant, le degré de la pente et l'intensité des précipitations influencent les quantités en ETM ruisselées. Korentajer *et al.* (1993) ont observé, dans trois sols différents, que les quantités ruisselées de Cd augmentaient de 4,6 à 58,5% de la quantité appliquée lorsque la pente variait de 10 à 40% en conditions contrôlées, avec des pertes plus importantes pour le sol limono-sableux > sol limono-argileux > sol argileux. Une couverture végétale peut être efficace pour réduire le ruissellement des ETM. En effet, dans un sol limoneux, la culture du seigle (*Secale cereale*) a permis de réduire de 72% la quantité totale de Cu ruisselée par rapport à celle mesurée pour ce même sol non planté (Rice *et al.*, 2004), la quantité de sol érodé a également diminuée de 80% dans le sol planté au seigle par rapport au sol nu.

Le transfert de Cu et Cd peut aussi se faire par mouvement vertical pour atteindre les horizons de profondeur et/ou les eaux souterraines. Forsberg *et al.* (2008) ont montré que Cu et Cd appliqués sur un sol limoneux respectivement à 573 mg kg⁻¹ et 0,1 mg kg⁻¹ de sol pouvaient migrer jusqu'aux eaux profondes ; ils ont obtenu des quantités lessivées de Cu (2% - 13% de la quantité initiale dans le sol) et Cd (14% - 45% de la quantité initiale dans le sol) dans les percolats après 20 mois d'arrosage à l'eau distillée à 0,9 mL h⁻¹ à l'aide d'une pompe péristaltique. En conditions naturelles à 26°C, Chen *et al.* (2004) ont mesuré des quantités lessivées de Cu et Cd dans les colonnes de sol limono-sableux plantés au vétiver (46 et 12%, respectivement) et non planté (Cu = 78%, Cd = 61%), 60 jours après traitement. Ces auteurs ont montré que la présence du vétiver diminuait significativement les quantités de Cu et Cd lessivées. Dans certains cas, les plantes peuvent en revanche favoriser le lessivage des métaux à travers les sols. En effet, Jacobson *et al.* (2005) ont mesuré des quantités lessivées de Cu dans le sol calcaire lorsqu'il est planté avec de la fétuque et du ray-grass (69,9 µg, soit 0,016% de la quantité appliquée) plus élevées que dans ce même sol nu (38,1 µg soit 0,009% de la quantité appliquée). D'après ces auteurs, le déplacement de Cu serait lié à l'écoulement préférentiel associé à la macroporosité dans le sol planté.

3.2.5.2. Absorption de Cu et Cd, tolérance et accumulation par les plantes

La plante prélève ses nutriments minéraux ainsi que des éléments non essentiels à sa croissance tels que Cd dans la solution du sol, via son système racinaire. L'absorption d'eau par les racines due au flux de transpiration (parties aériennes) induit un transfert d'eau du sol vers la surface des racines. Ce flux convectif ou mass-flow s'accompagne du flux des solutés contenus dans la solution du sol, et contribue de façon importante à l'acquisition des nutriments présents en concentration élevée dans la solution du sol, tels que Ca et Mg (Barber, 1995). A l'inverse, les éléments présents en faible quantité dans la solution du sol, comme Cd le plus souvent, sont aussi transférés par ce flux de masse mais en quantité insuffisante par rapport au prélèvement végétal (Lorenz *et al.*, 1994).

Les plantes peuvent exsuder les molécules organiques appelées phytosidérophores : PS (en particulier sous carence de fer) qui sont capables de complexer d'autres métaux que Fe (ex. Zn, Cu, Cd). Le prélèvement direct du complexe PS-ETM par la plante constitue une voie d'absorption directe d'un ETM (VonWiren *et al.*, 1995). Par ailleurs, plusieurs études reportent que le prélèvement des ETM, notamment du Cd par la plante peut se faire en présence des complexes CdSO₄ (McLaughlin *et al.*, 1996) et Cd-citrate. Dans le cytosol de la racine, les ions minéraux sont chargés par les groupements chargés (ex. R-COO⁻) ou incorporés à des structures organiques de sorte que leur activité diminue (Marschner, 1995). De manière générale, l'absorption de Cd²⁺, comme celle de la majorité des éléments minéraux, ne nécessite pas un système de transport actif. L'énergie générée par la différence de potentiel électrochimique entre le cytosol des cellules racinaires et le milieu appoplasmique est suffisante pour un prélèvement passif de Cd²⁺, par simple diffusion (Welch et Norvell, 1999). Néanmoins, à faible activité d'un ETM, son transport membranaire serait un processus, ex. consommateur d'ATP (Costa et Morel, 1994). Par contre, à des activités plus élevées de l'ETM, le transport membranaire se ferait majoritairement par diffusion passive, à travers les canaux ioniques relatifs aux cations divalents, notamment Ca²⁺ et Mg²⁺ (Welch et Norvell, 1999).

La teneur en ETM absorbés dépend des caractéristiques de la plante, notamment de sa capacité à survivre et à se reproduire sur des sites qui sont toxiques pour beaucoup d'autres plantes à cause des concentrations élevées d'un ou de plusieurs métaux (Macnair et Baker, 1994). Dans un grand nombre de cas, les végétaux concentrent les métaux extraits dans les

racines. Une faible quantité est transférée vers les feuilles, seules les métalphytes sont capables de transloquer des quantités importantes de métaux des racines vers les feuilles. Dans ce dernier cas, on parle de plantes hyperaccumulatrices (Brooks *et al.*, 1977). Deux définitions sont couramment utilisées pour les plantes hyperaccumulatrices. Selon la première définition, une plante est dite hyperaccumulatrice si elle peut accumuler dans ses parties aériennes plus de 100 mg kg⁻¹ MS (matière sèche) de Cd et As (soit 0,01%), 1000 mg kg⁻¹ MS de Co, Cu, Cr, Ni et Pb (soit 0,1%), et 10000 mg kg⁻¹ MS de Mn, Zn et Ni (soit 1%) (Wanatanabe, 1977 ; Baker, 1999). Selon la deuxième définition, une plante peut être considérée comme un hyperaccumulateur d'un ETM si son facteur de translocation (FT) est supérieur à 1 (Baker, 1999 ; Yoon *et al.*, 2006). Actuellement, environ 400 espèces hyperaccumulatrices ont été répertoriées (**Tableau 1-3**), représentant moins de 0,2% d'angiospermes (Brooks, 1998 ; Reeves et Baker, 2000). Les plantes hyperaccumulatrices ont généralement une faible biomasse comme *Thlaspi* qui est considéré comme l'unique espèce hyperaccumulatrice du Cd (Baker *et al.*, 1994).

Tableau 1-3 : Nombre d'espèces hyperaccumulatrices répertoriées en fonction des ETM (Baker, 1999 ; Reeves, 2003).

Métal	Concentration dans les feuilles (% de matière sèche)	Nombre d'espèces
Cadmium	> 0,01	1
Cobalt	> 0,1	28
Cuivre	> 0,1	37
Plomb	> 0,1	14
Nickel	> 0,1	317
Manganèse	> 1	9
Zinc	> 1	11

Les hyperaccumulateurs qui ont été le plus étudiés sont *Thlaspi sp.*, *Arabidopsis sp.*, *Sedum alfredii sp.* qui appartiennent à la famille des Brassicacées. *Thlaspi sp.* est connu pour hyperaccumuler plusieurs métaux, ex. *T. Caerulescens* pour Cd, Ni, Pb et Zn, *T. goesingense* pour Ni et Zn, et *T. rotundifolium* pour Ni, Pb et Zn (Prasad et Freitas, 2003). Cette espèce qui montre une remarquable tolérance pour Cd a été beaucoup étudiée. La capacité de *T. Caerulescens* à absorber des teneurs élevées en Cd est due à son système racinaire spécifique et dont la membrane racinaire possède des canaux de transport Cd - spécifiques qui facilitent l'absorption de Cd (Schwartz *et al.*, 2003).

3.2.5.3. Influence des microorganismes de la rhizosphère sur la biodisponibilité des ETM, et sur la phytoextraction et l'accroissance de la plante.

Les microorganismes sécrètent les sidérophores, principalement localisés dans la rhizosphère, qui sont capables de chélater l'ion Fe^{3+} et bien d'autres cations et augmenter leur mobilité (Höfte *et al.*, 1993 ; Diels *et al.*, 2002). Une relation a été montrée entre les sidérophores microbiens et la fraction biodisponible de Cr et Pb (Braud *et al.*, 2006). Par ailleurs, les bactéries telles que *Azotobacter Chroococcum* (fixation de N), *Bacillus megaterium* (solubilisation de P) ou *Bacillus mucilaginosus* (solubilisation de K) et *Bacillus sp.* RJ16 (Sheng et Xia, 2006) peuvent augmenter le pH, probablement par excrétion des acides organiques à faibles poids moléculaires, augmentant ainsi la biodisponibilité de Cd, Pb et Zn (Chen *et al.*, 2005).

Certains microorganismes du sol ont une influence sur l'absorption des ETM par la plante. En effet, la concentration d'un métal dans la plante peut soit augmenter, soit diminuer lorsqu'un sol est inoculé par les microorganismes (bioaugmentation) comparé à la concentration dans la plante du sol non inoculé, dépendant du métal (Bi *et al.*, 2003 ; Baum *et al.*, 2006). Par exemple, l'inoculation des sols contaminés par *Pseudomonas sp.* favorise l'absorption de Cd, Cr, Cu, Ni, Pb et Zn par les plantes (Whiting *et al.*, 2001 ; Braud *et al.*, 2006 ; Duponnois *et al.*, 2006, Wu *et al.*, 2006).

Dans la rhizosphère, les associations mycorhiziennes peuvent moduler les mécanismes de prélèvement des ETM. De nombreuses études ont montré que les mycorhizes piègent les métaux avant leur transfert vers la plante, les champignons ectomycorhiziens au niveau des hyphes (Frey *et al.*, 2000) et les champignons endomycorhiziens au niveau de la racine (Joner et Leyval, 1997). Les champignons mycorhiziens à arbuscules (MA) peuvent favoriser l'extraction des ETM par la plante, ex. Cd dans le maïs (Guo *et al.*, 1996) ou dans le trèfle (Joner et Leyval, 1997).

Les bactéries associées aux racines des plantes peuvent fortement contribuer à leur nutrition et à leur résistance. Certains microorganismes peuvent, soit produire les antibiotiques qui inhibent les pathogènes du sol, soit augmenter la nutrition et l'absorption d'eau et aussi de la biomasse de la plante (Glick *et al.*, 1999 ; Belimov *et al.*, 2004). Il a été montré que les sidérophores et certains acides organiques favorisent la solubilisation du phosphore et la fixation de l'azote N_2 atmosphérique ou la protection de la plante contre la toxicité des métaux (Pattern et Glick, 1996 ; Kloepper, 2003).

Les données obtenues indiquent que la rétention de Cu et Cd dans les sols dépend fortement des propriétés physico-chimiques des sols. Parmi ces deux métaux, Cu s'adsorbe plus rapidement et en plus grande quantité que Cd, en relation avec son électronégativité plus élevée et son rayon ionique moins important comparé à Cu. Ces métaux peuvent être exportés par ruissellement lorsqu'ils sont présents dans l'horizon de surface du sol. L'adsorption semble jouer un rôle important sur les quantités biodisponibles de Cu et Cd, et donc sur leur déplacement vers la profondeur. En rapport avec leur capacité d'adsorption, Cd serait plus mobile que Cu (McBride, 1994). Le rôle des plantes sur le lessivage des ETM n'est pas bien défini, car elles peuvent soit augmenter, soit diminuer leurs quantités lessivées.

4. Outils biologiques pour réduire le transfert des micropolluants

Les pesticides et les métaux sur les parcelles cultivées peuvent être entraînés vers les milieux environnants par les eaux de surface lors des précipitations. Il est possible de réduire les transferts vers les eaux de surface par des dispositifs tels que les zones tampons qui sont constituées de bandes enherbées (ou boisées). Leur efficacité s'avère très variable. L'efficacité d'une zone tampon enherbée (ZTE) tient essentiellement à sa capacité d'infiltration, elle est très réduite si la ZTE est saturée. D'autres types d'aménagement tels que les zones boisées et les haies peuvent également jouer le même rôle que la ZTE. En plus de l'infiltration, on retrouve l'effet de barrière concernant la haie. Etant donné que la présence de plantes peut augmenter la macroporosité du sol, ces dispositifs peuvent donc avoir un effet négatif en favorisant l'infiltration des micropolluants vers une nappe peu profonde.

L'ensemble des stratégies mises en œuvre par la plante pour limiter la migration de polluants organiques et/ou métalliques dans différents compartiments de l'environnement est désigné par le terme phytoremédiation.

4.1. La phytoremédiation

La phytoremédiation est une technologie qui utilise les plantes pour extraire des compartiments contaminés les micropolluants, qu'ils soient organiques ou minéraux, ou pour les transformer en les rendant inoffensifs vis-à-vis des êtres vivants (Meagher, 2000). Dans ce domaine, il existe différentes approches :

La phytostabilisation : c'est la limitation de l'érosion grâce à l'enracinement du sol par les racines et l'immobilisation des polluants dans les couches superficielles évitant en particulier leur migration vers les eaux de surface et souterraines. Cette immobilisation des polluants peut être chimique et/ou physique ; par leur adsorption sur les surfaces racinaires, sur les exsudats racinaires, et/ou sur les microorganismes rhizosphériques (Cunningham *et al.*, 1995 ; Salt *et al.*, 1995). La phytostabilisation utilise donc les plantes pour réduire la mobilité des micropolluants dans l'environnement. Ce processus dépend fortement de la capacité des racines de plantes à modifier les conditions environnementales tel que le pH du sol responsable de la précipitation des métaux (Susarla *et al.*, 2002).

La phytoextraction et phytoaccumulation : c'est l'absorption des contaminants à partir du sol, des sédiments et des eaux par les racines des plantes, puis leur transfert éventuel vers les feuilles où ils peuvent être accumulés (Prasad et Freitas, 2003). Ce processus peut être appliqué pour extraire les métaux dans les sols et dans les eaux (Kumar *et al.*, 1995), et pour certains polluants organiques tels que les HAP (Li *et al.*, 2006) et les pesticides (Marcacci *et al.*, 2006) à des concentrations tolérables par la plante. Des plantes accumulatrices sont donc utilisées pour absorber et concentrer les micropolluants du sol vers les parties aériennes dans le but de les récolter ensuite. Actuellement, on dit d'une plante qu'elle est hyperaccumulatrice, soit parce qu'elle est capable d'accumuler dans ses feuilles plus de 100 mg kg⁻¹ MS de Cd et 1000 mg kg⁻¹ MS de Cu (Reeves et Baker, 2000) (détail dans le **tableau 1-3**), soit parce que le facteur de translocation (FT) du métal absorbé est supérieur à 1 (Baker, 1999 ; Yoon *et al.*, 2006).

La phytotransformation (phytodégradation) : elle est spécifique aux polluants organiques. La dégradation a lieu dans la plante, après absorption du contaminant, par des activités enzymatiques (Dec et Bollag, 1994). Certaines enzymes sont particulièrement impliquées dans la phytodégradation des composés organiques : les déshalogénases, les peroxydases, les nitroréductases et les phosphatases (Susarla *et al.*, 2002).

La phytovolatilisation : c'est l'utilisation des plantes pour volatiliser les micropolluants organiques et parfois métalliques. Certaines plantes peuvent convertir des polluants organiques ou leurs produits de dégradation en composés volatiles qui vont être rejetés dans l'atmosphère lors de la transpiration de la plante (Yu et Gu, 2006). De même, après leur absorption dans la plante, certains métaux : As, Hg et Se sont transformés en composé volatile par les enzymes et sont par la suite relâchés dans l'atmosphère (Bañuelos *et al.*, 1993 ; Terry *et al.*, 1992 ; Rugh *et al.*, 1996 ; Watanabe, 1997; McGrath, 1998).

La rhizodégradation : c'est la dégradation des polluants organiques par l'activité microbienne présente au sein de la rhizosphère. Les exsudats racinaires sécrétés par les plantes favorisent la croissance et l'activité métabolique de communautés bactériennes et fongiques dans la rhizosphère (Anderson *et al.*, 1994 ; Newman et Reynolds, 2005). La composition chimique des exsudats racinaires et le taux d'exsudation varient considérablement selon les espèces (Rao, 1990). Certains exsudats libérés par les racines peuvent être utilisés comme source d'énergie par les microorganismes. Par exemple, les substances phénoliques libérées par les racines du mûrier stimulent la croissance des bactéries dégradant des composés organochlorés tels que les polychlorobiphényles (PCB) (Fletcher et Hedge, 1995).

4.2. Facteurs affectant la biodisponibilité des polluants organiques et métalliques pour la plante

La biodisponibilité d'un polluant dans le système sol-plante est fortement liée aux caractéristiques environnementales, aux propriétés physico-chimiques du polluant et aux caractéristiques du sol et de la plante (Pilon-Smits, 2005). Les paramètres du sol comme la température, le pH, la teneur en matière organique, l'humidité du sol peuvent influencer la croissance de la plante et l'activité des microorganismes susceptibles de dégrader les micropolluants. Ces interactions sol/plante (**Figure 1-5**) peuvent modifier la biodisponibilité des polluants organiques et métalliques.

Une plante intéressante pour la remédiation des sols doit avoir une croissance rapide, un système racinaire large et dense, une forte production de biomasse sur le terrain, une tolérance élevée à des fortes concentrations de polluants organiques et des métaux (Meagher, 2000). Elle doit pouvoir stabiliser les ETM et sécréter les exsudats afin de stimuler les

microorganismes qui vont dégrader les polluants organiques dans les sols. La plante doit aussi être capable d'absorber des concentrations élevées en polluants organiques et métalliques, de les transformer par activités enzymatiques. Pour la phytoextraction, la plante envisagée doit avoir un niveau élevé d'absorption, de translocation et d'accumulation dans les parties aériennes qui seront ensuite récoltées (Meagher et Heaton, 2005).

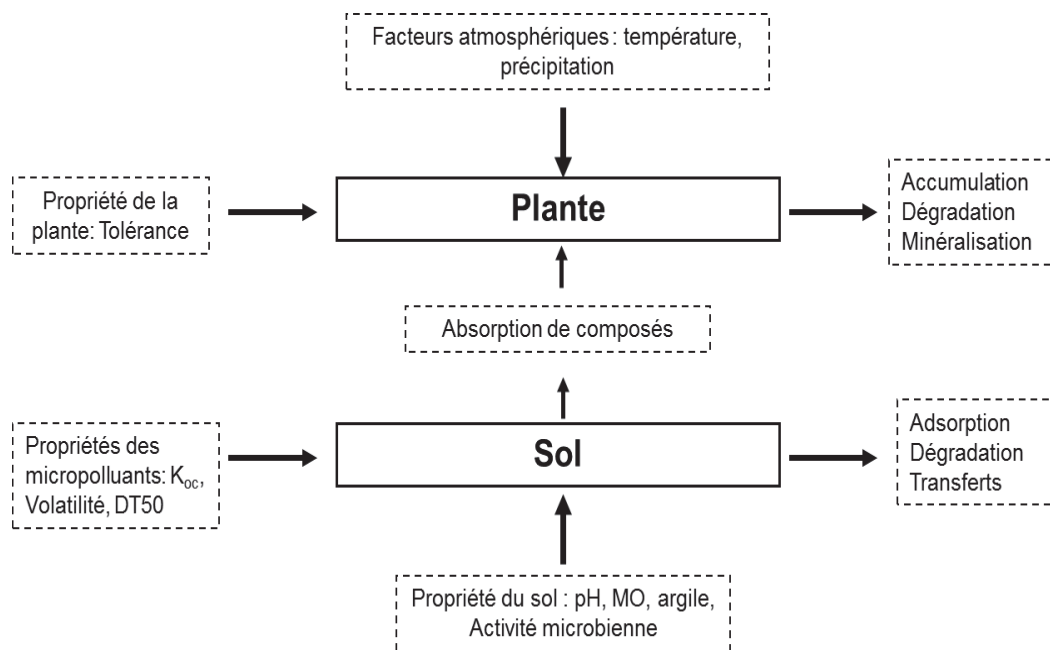


Figure 1- 5 : Dynamique des polluants organiques et métalliques dans le système sol-plante, influence des différents facteurs impliqués ; MO : matière organique.

Les concentrations des contaminants dans les feuilles et racines de la plante peuvent renseigner sur sa capacité à absorber et à accumuler les polluants. Certains paramètres permettent d'évaluer cette capacité : (1) le facteur d'accumulation, exprimé par le coefficient d'absorption biologique ($CAB = \text{Concentration du métal dans toute la plante} / \text{Concentrations du métal dans le sol}$), (2) le facteur de bioconcentration ($FBC = \text{Concentration du métal dans les racines} / \text{Concentrations du métal dans le sol}$) et (3) le facteur de translocation ($FT = \text{Concentration du métal dans les feuilles} / \text{Concentration du métal dans les racines}$) (Blaylock *et al.*, 1997). Les plantes avec un $CAB > 1$ sont aptes pour la phytoextraction ; alors qu'avec un FBC élevé (> 1) et un faible FT (< 1), les plantes auront un potentiel pour la phytostabilisation (Yoon *et al.*, 2006).

La capacité des plantes hyperaccumulatrices à concentrer les ETM au niveau des feuilles représente un facteur important pour la phytoextraction. Cependant, la majorité de ces plantes présente souvent une croissance lente et une faible biomasse, ex. *Thlaspi sp.* De ce fait, les hyperaccumulatrices ne sont pas les seules plantes intéressantes pour la phytoextraction. Les plantes ayant une forte production de biomasse, résistantes à la contamination métallique et qui peuvent absorber et accumuler les métaux pourraient être intéressantes et utilisées pour la phytoextraction.

4.3. Le vétiver (*Vétiver zizanioides*)

4.3.1. Généralités sur le vétiver

Le vétiver aussi appelé *Chrysopogon* est une graminée appartenant à la famille des Poacées (Mickovski *et al.*, 2005). Trois espèces de vétiver sont utilisées dans la conservation des sols dans le monde : *Vetiveria zizanioides*, *V. nigrimana* et *V. nemoralis*. Les espèces *V. nigrimana* et *V. nemoralis* sont originaires respectivement d'Afrique du sud et de Thaïlande (Truong et Backer, 1998) et sont des variétés à graines, leur croissance est limitée dans leurs territoires respectifs. Le *Vetiveria zizanioides*, originaire d'Asie pousse surtout en Inde (Li *et al.*, 2006). Cette espèce possède deux génotypes qui sont utilisés dans la conservation des sols et des eaux ainsi que dans la stabilisation des terres en Inde : le génotype sauvage à graines du Nord de l'Inde et le génotype stérile du Sud de l'Inde (Truong et Backer, 1998). Le génotype stérile est le principal vétiver utilisé dans la production d'huiles essentielles utilisées dans les cosmétiques. Il est également utilisé dans le monde entier pour la conservation et la stabilisation des sols (Banque mondiale, 2000).

Les espèces de vétiver diffèrent par leur tolérance aux métaux lourds, et polluants organiques et ne sont donc pas toutes utilisées en phytoremédiation. Généralement, le génotype stérile du *Vetiveria zizanioides* est la principale espèce utilisée en phytoremédiation (Truong et Backer, 1998). Elle est la plus hyperaccumulatrice et la plus tolérante aux polluants métalliques : Chantachon *et al.* (2004) montrent qu'après 8 semaines de croissance, les facteurs de bioconcentration (FBC) et de translocation (FT) de Pb sont respectivement de 2,11 et 1,58 pour *Vetiveria zizanioides* et de 1,13 et 0,13 pour *Vetiveria nemoralis*.

4.3.2. Caractéristiques morphologiques et physiologiques du vétiver

Le vétiver (*Vetiveria zizanioides*) présente des tiges raides et droites (**Figure 1-6 a**) capables de résister à des écoulements d'eaux relativement profonds. Il ne possède pas de stolons, il est doté de rhizomes de très petite taille ainsi qu'un système racinaire massif bien structuré et qui peut croître très rapidement (Banque mondiale, 2000) (**Figure 1-6 b**). Les racines de *Vetiveria zizanioides* peuvent atteindre 2 à 3 mètres de profondeur après un an de croissance (Mickovski *et al.*, 2005). Lorsque les plants de vétiver sont insérés côte-à-côte dans le sol, ils forment des haies denses et créent ainsi un filtre sédimentaire et/ou une barrière de dérivation (Banque mondiale, 2000). De nouvelles pousses émergent de la base et aident ainsi la plante à résister aux vents, aux passages des animaux et à l'accumulation des sédiments (Truong et Backer, 1998).



Figure 1- 6 : Le vétiver (*Vetiveria zizanioides*) ; avec a: feuilles de vétiver ; b: racines de vétiver (photos : vetiver.org).

4.3.3. Adaptabilité du vétiver aux conditions défavorables du sol et du climat

Le vétiver (*Vetiveria zizanioides*) est une plante tolérante à la sécheresse et à l'hydromorphie, et résiste à une large gamme de températures (-10° à + 48°C). Dans le sol, le vétiver montre une tolérance aux pH allant de 3 à 10,5, à des niveaux élevés de salinité (17,5

mS cm⁻¹) et de sodicité (48% Na échangeable) (Truong et Pease, 2001). Le vétiver supporte également des teneurs élevées en métaux dans les sols tels que le cadmium (20-22 mg.kg⁻¹), le cuivre (50 - 174 mg kg⁻¹), le chrome (200 - 600 mg kg⁻¹), le plomb (1500 - 3123 mg kg⁻¹) et zinc (750 - 3400 mg kg⁻¹) (Truong et Pease, 2001). Après avoir subi la sécheresse, le gel, la salinité et d'autres mauvaises conditions, le vétiver a une aptitude à recroître rapidement (Truong et Hengchaovanich, 1997) et à s'adapter à des sols très différents (Truong et Backer, 1998).

4.4. Utilisation du vétiver (*Vetiveria zizanioides*) dans la phytoremédiation des sols

4.4.1. Phytodégradation et phytoextraction des polluants organiques dans les sols par le vétiver

En présence de vétiver en vases de végétation, Li et *al.* (2006) ont mesuré une dégradation de 35,4%, 60 jours après application, du benzo[a]pyrène appliqué à 100 mg kg⁻¹ dans un sol. La stimulation de la biomasse microbienne favoriserait la dégradation du benzo[a]pyrène. Par ailleurs, ces auteurs ont trouvé des concentrations de benzo[a]pyrène < 0,2 et 2.2 mg kg⁻¹ respectivement dans les feuilles et racines du vétiver. Le facteur de translocation (FT) du benzo[a]pyrène des racines vers les feuilles était égal à 0,1. Après 20 jours en culture hydroponique, Marcacci *et al.* (2006) ont montré une transformation de 28% de l'atrazine par le vétiver. De plus, Singh *et al.* (2008) ont observé une élimination de 70% du phénol appliqué à 1000 mg L⁻¹ par le vétiver, 4 jours après application en culture hydroponique, en relation avec les quantités formées de peroxydase et de peroxyde d'hydrogène.

En utilisant les haies de vétiver autour de parcelles de choux sur une pente de 30%, sur un sol tropical limono-argileux, Boonsaner *et al.* (2005) ont montré une accumulation de quatre pesticides organophosphorés (methamidophos, ethoprophos, methidathion et methylparathion ; avec une application sur la parcelle de 1,6 kg ha⁻¹ chacun) dans le vétiver en 139 jours avec des coefficients d'absorption biologique (CAB) respectifs de 2,17 ; 0,54 ; 0,98 et 1,18. Au Kenya, sur une parcelle avec 8% de pente, une bande enherbée de vétiver de 16 m de long et 2 m de large a réduit les pertes en nutriments P (PO₄), N (NO₂) et N (NO₃) de 11, 35 et 11% respectivement, en 15 mois (Owino *et al.*, 2006).

4.4.2. Phytoextraction et phytoaccumulation des ETM par le vétiver dans les sols contaminés

L'utilisation du vétiver dans de nombreuses études de phytoremédiation sur les sols pollués en ETM, notamment en Cu et Cd, ont montré la capacité phytoextractrice et accumulatrice de la plante (Chen *et al.*, 2000 ; Yang *et al.*, 2003; Lai et Chen, 2004 ; Zhuang *et al.*, 2005 ; Chiu *et al.*, 2006 ; Antiochia *et al.*, 2007). Une synthèse des résultats de l'ensemble de ces travaux est présentée dans le **tableau 1-3**.

Tableau 1-4 : Performances du vétiver (*Vetiveria zizanioides*) pour la phytoextraction des ETM: accumulation des éléments en trace dans les parties aériennes (F) et racinaires (R).

Pays	ETM (mg / kg de sol)	Nature du sol	Durée Expérience : biomasse du vétiver (g / plante)	Masse d' ETM exportée (mg / plante)	FBC ⁽¹⁾ et CAB ⁽²⁾	FT ⁽³⁾	Auteurs
Chine	Cd (0,33 - 0,95) Cu (58,8 - 118) Pb (158 - 367) Zn (112 - 173)	Sol ferrallitique	3 mois : (biomasse non fournie)			Cd : (0,16- 0,67) Cu : (0,04- 0,06) Pb : (0,01- 0,04) Zn : (0,15- 0,18)	Chen <i>et al.</i> , 2000
Chine	Pb (4164) Zn (4377) Cu (35) Cd (32)	Sol d'ancienne mine Pb/Zn (0 - 20 cm)	5 mois : 13,31 g/plante	Pb: 9,82 Zn: 16,22 Cu: 0,83 Cd: 0,07	Pb: 0,05 (FBC) Zn: 0,14 (FBC) Cu : 1,68 (FBC) Cd : 0,16 (FBC)	Pb: 0,20 Zn: 0,36 Cu: 0,34 Cd: 0,75	Yang <i>et al.</i> , 2003
Taiwan	Cd (22,6) Zn (580) Pb (1031)	argilo-limoneux (0 - 20 cm)	30 jours (biomasse non fournie)		Cd : 1,33 (CAB) Zn : 0,90 (CAB) Pb : ND (CAB)		Lai et Chen, 2004
Chine	Pb (2078) Zn (2472) Cd (7,0)	Sol d'ancienne mine Pb/Zn (0 - 20 cm)	140 jours Biomasse: 3 kg / m ²	Pb: 40 mg/m ² Zn: 300 mg/m ² Cd: 8 mg / m ²	Pb: 0,11 (FBC) Zn: 0,19 (FBC) Cd : 1,02 (FBC)	Pb: 0,18 Zn: 0,58 Cd: 0,48	Zhuang <i>et al.</i> , 2005
Chine	Pb (1155) Zn (1583) Cu (68)	Sol d'anciennes mines de Pb/Zn et Cu (0 - 20 cm)	4 mois 10 g / plante	Pb: 1,29 Zn: 3,72 Cu: 0,16	Pb: 0,53 (FBC) Zn: 1,01 (FBC) Cu : 2,31 (FBC)	Pb: 0,45 Zn: 0,07 Cu: 0,07	Chiu <i>et al.</i> , 2006
Italie	Cr (277) Cu (769) Pb (10 700) Zn (11 671)	Sol	30 jours (biomasse non fournie)		Cr: 0,001 (FBC) Cu:0,001 (FBC) Pb: 0,01 (FBC) Zn: 0,01 (FBC)	Cr: 1,00 Cu: 1,00 Pb: 0,40 Zn: 1,00	Antiochia <i>et al.</i> , 2007

⁽¹⁾ FBC : Facteur de bioconcentration = $C_{\text{racine}}/C_{\text{sol}}$

⁽²⁾ CAB : Coefficient d'absorption biologique = $C_{\text{plante (feuilles + racines)}}/C_{\text{sol}}$

⁽³⁾ FT : Facteur de translocation = $C_{\text{feuilles}}/C_{\text{racine}}$

Le processus de phytoextraction requiert généralement une translocation des ETM assez facile vers les parties aériennes des plantes. Par comparaison des indices FBC et FT, il est possible de déterminer la capacité des plantes à absorber les ETM à partir des sols et à les transférer des racines vers les parties aériennes.

Pour le Cu, le vétiver montre un FBC > 1 lorsqu'il est planté dans les sols anthropisés développés des anciennes mines d'exploitation de Pb/Zn et Cu (Yang *et al.*, 2003 ; Chiu *et al.*,

2006) (**Tableau 1-3**). Ces deux travaux montrent que le vétiver est capable de concentrer le Cu dans ses racines. La différence des valeurs FBC pour ces deux études pourrait résulter de la concentration initiale et du traitement des sols. Chui *et al.* (2006), avec une concentration initiale en Cu de 68 mg kg^{-1} ont ajouté un agent chélatant EDTA (éthylène diamine tétraacétique) pour faciliter l'extraction, ce qui expliquerait son FBC de Cu de 2,3 plus important que celui trouvé par Yang *et al.* (2003) qui n'ont rien ajouté dans leur sol (35 mg Cu kg^{-1}). Cependant, pour ces 2 sols, le FT est < 1 ; le vétiver concentrerait plus de Cu dans les racines que dans les feuilles. Les travaux d'Antiochia *et al.* (2007) ont tout de même montré un FT de Cu = 1 pour le vétiver, ce qui indique que le vétiver pourrait accumuler Cu dans ses parties aériennes et serait une plante intéressante pour la phytoextraction de Cu.

Pour le Cd, le vétiver montre un FBC > 1 lorsqu'il est planté sur le sol anthropisé (Zhuang *et al.*, 2005) sur lequel l'EDTA a été appliqué. La valeur de FT < 1 pour cet échantillon montre que le Cd est plus concentré dans les parties racinaires du vétiver. Le CAB > 1 du Cd, retrouvé dans le vétiver planté sur un sol argilo-limoneux (Lai et Chen, 2004), indique que le vétiver pourrait être utilisé pour la phytoextraction de Cd dans ce sol.

Les valeurs de FBC pour Cu sont généralement plus élevées que pour Cd, sa teneur dans les racines est donc plus importante que celle de Cd. Etant donné que les FT sont généralement < 1 pour Cd et Cu, le vétiver accumule donc préférentiellement Cu et Cd dans ses racines. L'utilisation de cette plante conviendrait donc plus pour stabiliser ces deux métaux dans la rhizosphère.

5. Conclusions

Le devenir de l'endosulfan, de Cu et Cd est fortement influencé par les propriétés physico-chimiques du sol. De plus, les plantes influenceraient les quantités biodisponibles de ces micropolluants soit par stimulation des microorganismes capables de les dégrader dans la rhizosphère, soit par stabilisation dans les sols ou absorption et accumulation dans leurs tissus. C'est le cas du vétiver qui est capable d'adsorber à la fois les pesticides et les ETM tels que Cu et Cd à partir des sols ou des eaux. Toutefois, peu de données concernant l'influence de cette plante sur l'adsorption des micropolluants, ainsi que sur la dégradation de l'endosulfan existent dans la littérature. Ces processus sont de nature à modifier la biodisponibilité des micropolluants dans les sols et à influencer leur lessivage.

Nous envisageons donc dans notre étude une meilleure compréhension des mécanismes mis en jeu par le vétiver dans la rhizosphère et leur influence sur la biodisponibilité de l'endosulfan, de Cu et Cd. De ce fait, nous étudions les principaux processus qui peuvent affecter le devenir de ces 3 micropolluants dans le système sol-eau-vétiver, notamment l'adsorption, la dégradation de l'endosulfan, l'absorption par le vétiver et le transfert par lessivage. Deux sols représentatifs des agrosystèmes cotonniers et maraîchers du Burkina Faso : un sol vertique et un sol ferrugineux permettent d'étudier l'influence des propriétés physico-chimiques du sol sur l'effet du vétiver dans le devenir des micropolluants.

Partie 2 :
Sols et plante utilisés

1. Sols étudiés, prélèvement et traitements des sols

1.1. Localisation des sites d'études

Les deux sols étudiés proviennent de deux sites expérimentaux situés en zone cotonnière du Burkina Faso (**figure 2-1**), un pays de l'Afrique de l'Ouest. Le sol vertique a été prélevé sur le site de Kaïbo (11°49' N, 5°56' W, 274 m d'altitude) situé dans la province du Zoundwéogo au Centre sud du pays. Le sol ferrugineux est issu du site de Saria (12°16' N, 2°9' W, 300 m d'altitude) dans la province Boulkiemdé de la région Centre-ouest.

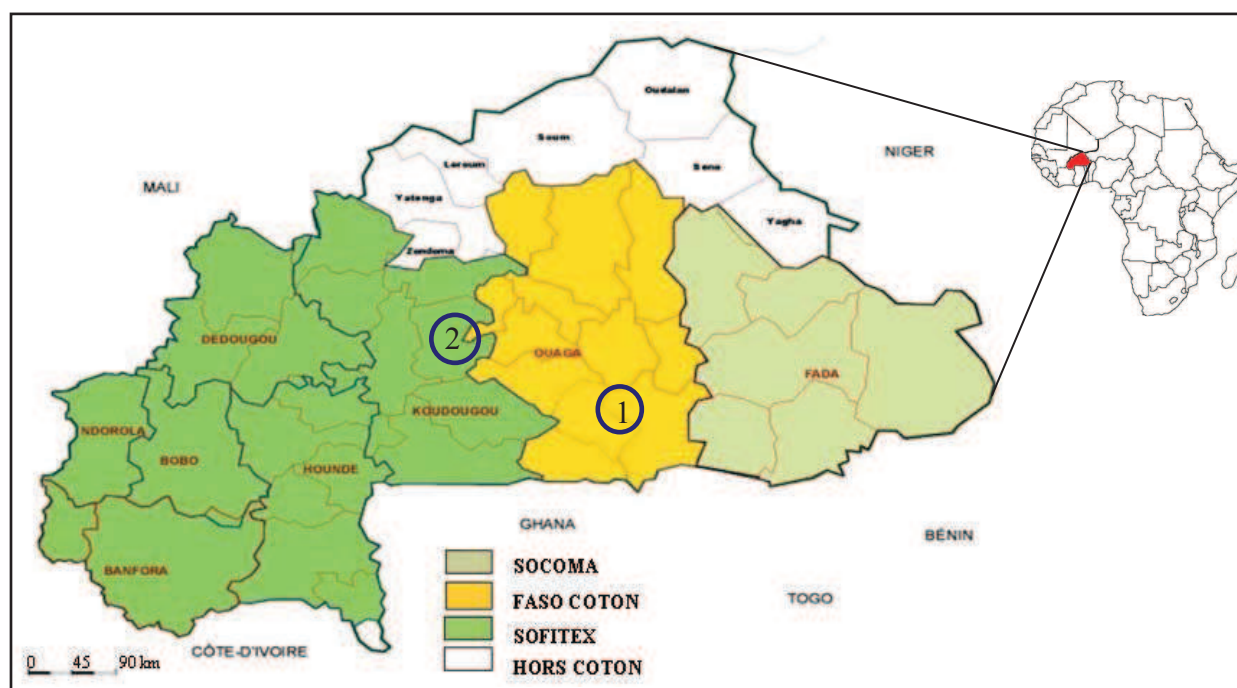


Figure 2- 1 : Localisation des sites de Kaïbo (1) et de Saria (2) dans la zone cotonnière du Burkina Faso.

Les deux sites de prélèvement sont localisés dans la zone nord-soudanienne du Burkina Faso, avec une pluviométrie moyenne annuelle de 800 à 900 mm. Pendant la période humide (juin - octobre), la température maximale varie de 25 à 30 °C, elle peut varier de 40 à 45 °C pendant la saison sèche (Fontes et Guinko, 1995).

Les conditions climatiques du Burkina Faso pendant une année sont données dans la **figure 2-2**.

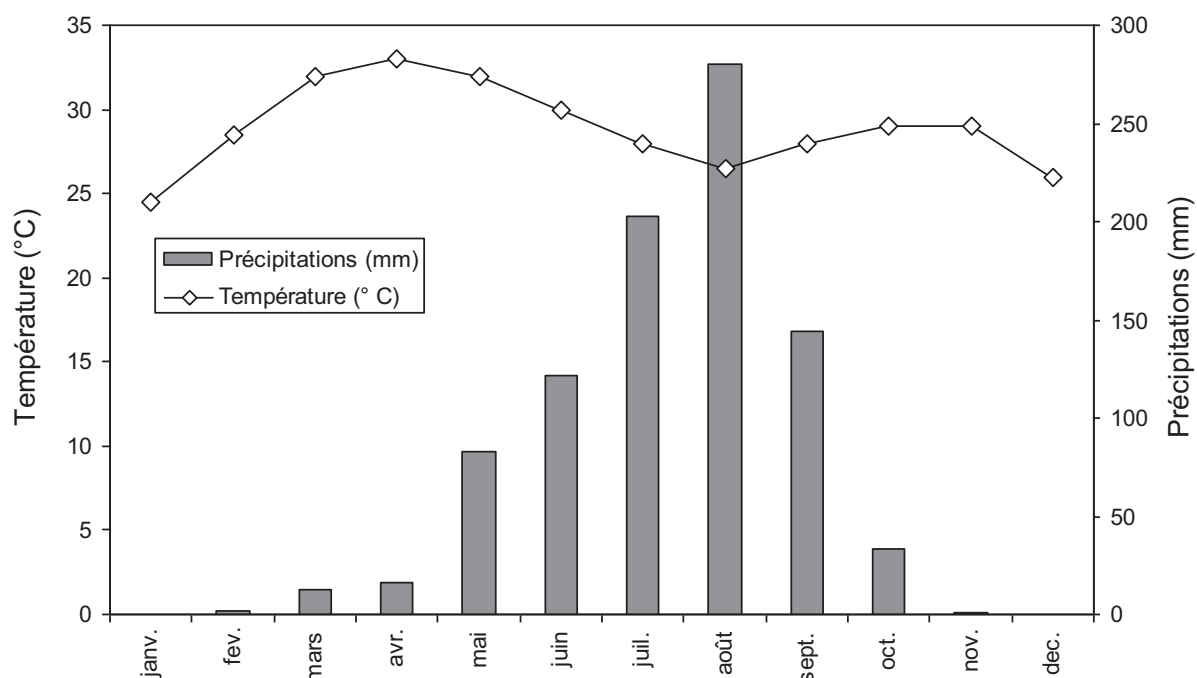


Figure 2- 2 : Précipitations et température mensuelles moyennes au Burkina Faso entre 2008 et 2011 (www.burkina-faso.climatetemp.info).

1.2. Description des sols étudiés

L'étude a porté sur deux sols représentatifs des sols agricoles du Burkina Faso : un sol vertique et un sol ferrugineux. Ces sols reposent essentiellement sur deux ensembles géologiques ; le socle précambrien constitué de roches granitiques et de roches métamorphiques et couvre plus de 80% du pays, et les roches sédimentaires (grès et schiste argileux) (Péron *et al.*, 1975) déposées en discordance sur le socle cristallin (Ouest des zones cotonnières).

Les **sols vertiques** sont généralement caractérisés par un potentiel chimique élevé et une faible acidité, ils comptent parmi les plus fertiles des régions tropicales ; ils sont fréquemment voués à la culture du coton et ont été désignés par l'expression « black cotton soil » (Duchaufour et Souchier, 1977).

Les **sols ferrugineux** possèdent des caractéristiques agronomiques très variables et souvent hétérogènes. Ils conviennent également bien à la culture du coton (sous réserve de complément en N, P, K).

Au Burkina Faso, ces deux sols (vertique et ferrugineux) sont aussi utilisés pour la culture maraîchère.

Les échantillons de sol ont été prélevés sur l'horizon 0-20 cm. Pour chaque sol, 13 échantillons ont été prélevés (**Figure 2-3**) et mélangés pour obtenir un échantillon moyen. Les échantillons moyens obtenus ont été ensuite séchés à l'air pendant 48 heures, broyés et tamisés à 2 mm par les collègues du Burkina Faso. Pour la réalisation des expériences, 120 kg de chaque type de sol ont été envoyés en France début mars 2008.

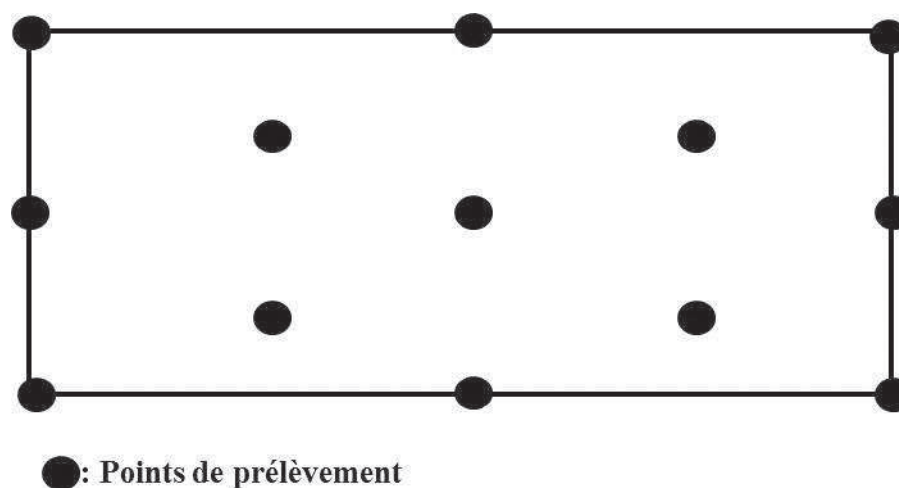


Figure 2- 3 : Plan de prélèvement des échantillons sur chaque parcelle.

1.3. Traitements des sols étudiés

1.3.1. Stérilisation et inoculation des sols

Les sols vertique et ferrugineux, après leur réception en France en février 2009, ont été stérilisés sous la demande du gouvernement Français, afin d'éliminer les organismes potentiellement nuisibles (Directive 2000/29/CE, JO n° L 169). Au total, 120 kg de chaque type de sol ont été autoclavés à 120 °C, sous une pression de 4 bars pendant 20 minutes. La durée totale du cycle complet de stérilisation et de décompression de l'autoclave était de 60 minutes. Chaque sac contenant du sol a été passé deux fois dans l'autoclave avec un intervalle de temps de 48 heures entre le premier et le deuxième passage. Après la deuxième stérilisation, les sacs ont été ouverts afin de favoriser le séchage des sols.

Afin de réinoculer les sols, une suspension du sol brun lessivé de la Bouzule (station expérimentale située à 20 km de Nancy, France), prélevé sur l'horizon (0 - 20 cm), séché à

l'air libre puis tamisé à 5 mm a été réalisée. Pour chaque type de sol, 120 kg ont été réinoculés par pulvérisation directe de 50 mL de suspension [50 g de sol dans 1 Litre de solution] sur 1 kg de sol (Joner *et al.*, 2001), l'objectif étant de récupérer 10^6 microorganismes / g de sol. Ensuite, les sols ont été séchés à l'air libre pendant 5 jours.

1.3.2. Caractérisations physico-chimiques des sols

Les échantillons de sols séchés ont été analysés par le Laboratoire d'Analyses des Sols (LAS) de l'INRA d'Arras (Lille, France) pour la granulométrie (NF X 31-107), le carbone organique (CO) (NF ISO 10694), l'azote (NF ISO 13878), le calcaire total (NF ISO 10693), le pH (NF ISO 10390), la capacité d'échange cationique (CEC) (NF X 31-130) et pour les éléments minéraux totaux majeurs (Al_2O_3 , Fe_2O_3 , MgO, MnO) et en traces (Cu et Cd) (NF X31-147).

Un volume de 40 ml de la fraction d'argile (0 - 2 μm) obtenu à partir de 6 g de sol et 500 ml d'eau (rapport sol / solution : 1 / 83,3) par le LAS de l'INRA d'Arras (NF X 31-107) a été utilisé pour déterminer la composition minéralogique des argiles. La caractérisation de minéraux argileux a été réalisée en utilisant un diffractomètre Bruker D8 ®, avec une radiation Co K α . Les diffractogrammes ont été enregistrés de 3 ° à 40 ° 2 Θ , avec un pas de 0,035° et une durée de 3 secondes sur deux types de préparations : un dépôt orienté d'argiles séchées à l'air libre et un dépôt orienté d'argiles saturées à la température ambiante, pendant 24 h, dans des vapeurs d'éthylène glycol (Mosser-Ruck et Cathelineau, 2004). Le **tableau 2-1** présente les principales propriétés physico-chimiques des sols vertique et ferrugineux étudiés.

Tableau 2-1 : Propriétés physico-chimiques de l'horizon 0-20 cm des sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) utilisés pour l'ensemble des études présentées.

Sols	Argile	Limon	Sables	⁽¹⁾ CO	C/N	pH	CEC	CaCO ₃	Al ₂ O ₃	Fe ₂ O ₃	MgO	MnO	Cu	Cd
	-----(%)-			-----			(cmol kg ⁻¹)	-----(%)-			-----			
SV	28,83	46,15	25,02	1,0	14,2	6,4	13,9	< 0,1	7,04	3,21	0,43	0,06	30,6	< 0,02
SF	9,31	23,62	67,07	0,5	12,9	5,7	1,69	< 0,1	3,65	0,91	0,06	0,02	4,77	< 0,02

⁽¹⁾ carbone organique

La texture du sol vertique est limono-argilo-sableuse, celle du sol ferrugineux est plutôt sablo-limoneuse selon le diagramme de texture proposé par Jamagne (1967). Le sol vertique est plus riche en carbone organique (CO) (1,0%) et légèrement moins acide (pH 6,1) que le sol ferrugineux (0,43% de CO et pH 5,8) (**Tableau 2-1**). Par ailleurs, le sol vertique

présente des teneurs en Al_2O_3 (9,8%) et en Fe_2O_3 (4,6%) plus élevées que le sol ferrugineux (3,5% de Al_2O_3 et 1,1% de Fe_2O_3). Sa capacité d'échange cationique (CEC) est plus élevée ($10,5 \text{ cmol kg}^{-1}$) comparé au sol ferrugineux ($< 1 \text{ centimole (cmol) kg}^{-1}$), en relation avec les teneurs en argiles et en matières organiques plus élevées dans le sol vertique comparé au sol ferrugineux. De plus, le sol vertique contient plus d'argiles à CEC élevée (**Tableau 2-2**): chlorite ($10\text{-}40 \text{ cmol kg}^{-1}$), illite ($10\text{-}40 \text{ cmol kg}^{-1}$) et smectite ($80\text{-}120 \text{ cmol kg}^{-1}$) que le sol ferrugineux riche en kaolinite à faible CEC ($3\text{-}15 \text{ cmol kg}^{-1}$) (Calvet, 2003).

Tableau 2-2 : Composition minéralogique en argile dans les deux sols étudiés

Types d'argiles	Sol vertique	Sol ferrugineux
Chlorite (%)	4,0	0,0
Illite (%)	45,0	21,0
Interstratifiés Illite/Chlorite (%)	4,0	0,0
Kaolinite (%)	31,5	79,0
Smectite + interstratifiés Illite/Smectite (%)	15,5	0,0

La capacité au champ des sols a été mesurée par la méthode Bouyoucos (1935) : elle consiste à soumettre le sol préalablement saturé en eau à l'action modérée d'une trompe à eau (vide de $1/3$ d'atmosphère) et à mesurer le pourcentage d'eau retenue par la terre. Après aspiration d'eau jusqu'à ce qu'elle cesse de couler, le sol est pesé dans une capsule tarée, soit p le poids de la terre. Ensuite, le sol est placé à l'étuve à 105°C jusqu'à poids constant p' . L'humidité équivalente (He) ou capacité au champ correspond au pourcentage pondéral d'eau retenue après succion et se calcule d'après la formule suivante :

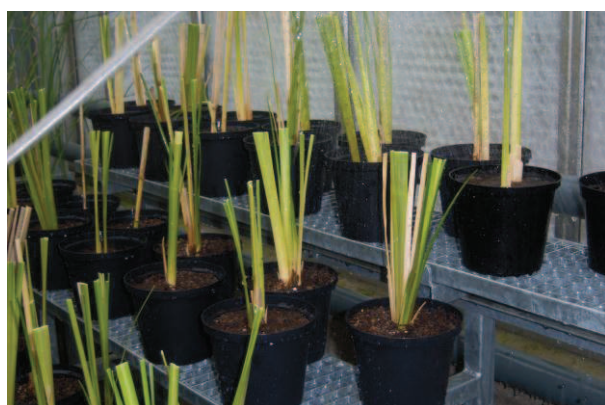
$$\text{He} = [(p - p') \times 100] / p'$$

L'humidité équivalente moyenne du sol vertique est de $26,2 \pm 1,0\%$, elle est plus élevée que celle du sol ferrugineux $17,9 \pm 2,2\%$, cette différence n'est pas significative entre les deux sols ($p = 0,53$ avec le test F de Fisher).

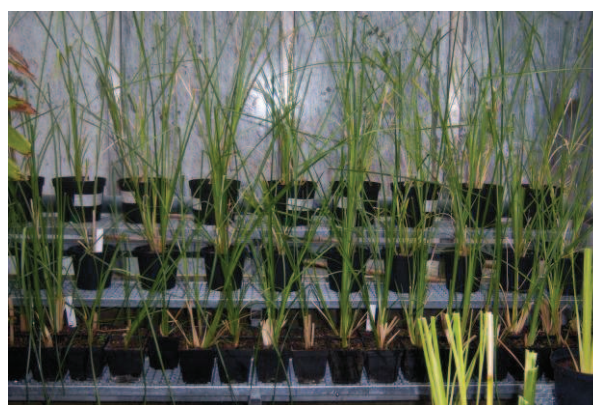
2. Origines et mise en culture du vétiver (*Vetiveria zizanioides*)

Les plants de vétiver (*Vetiveria zizanioides*) utilisés sont issus de deux régions différentes : Burkina Faso et La Réunion. Deux plants de vétiver prélevés au Burkina Faso et reçus en France le 24 avril 2008, ont été mis en culture dans un phytotron à 22°C le jour, 18

°C la nuit et avec 88% d'humidité. Par ailleurs, le 05 septembre 2008, le Jardin Botanique du Montet (Villers-lès-Nancy) a mis à notre disposition des boutures de vétiver de même espèce et dont la souche est originaire de La Réunion (souche arrivée le 22 mars 2001). Le 22 juillet 2008, la totalité des plants de vétiver a été mise en croissance en serre à 22°C au Jardin Botanique du Montet dans un support composé de 1/4 sable, 1/4 de terreau universel semis et 1/2 de terreau universel avec argile. Les plants de vétiver ont été arrosés une ou deux fois par semaine avec l'eau du robinet pendant 2 mois. La **figure 2-4** montre la croissance des plants de vétiver 3 mois après bouturage.



Bouturage



3 mois après bouturage

Figure 2- 4 : Multiplication des plants de vétiver par division d'une plante mère et croissance après 3 mois.

En février 2009, il y avait au total 162 plants de vétiver dont 110 issus des boutures fournies par le Jardin Botanique et 52 originaires du Burkina Faso. Avant de mélanger les plants de vétiver pour la réalisation des différentes expériences planifiées, il était important de comparer l'état de mycorhization des racines du vétiver issu du Burkina Faso à celui des racines du vétiver fourni par le Jardin Botanique. En effet, les mycorhizes arbuscules qui colonisent les racines de vétiver peuvent influencer l'absorption des ETM par le vétiver (Audet et Charest, 2007 ; Wong *et al.*, 2007).

La colonisation mycorhizienne des racines a été évaluée par coloration au Bleu Tryptan (Koske et Gemma, 1989), les mycéliums, mycorhizes arbuscules et vésicules détectés sont répartis en 10 classes au total définies par Trouvelot *et al.* (1986) pour estimer la proportion de cortex racinaire colonisée par le champignon mycorhizien. La **figure 2-5** présente une racine colonisée par les endomycorhizes, avec les vésicules et les arbuscules (suçoirs ramifiés formés par le champignon) à l'intérieur des cellules.

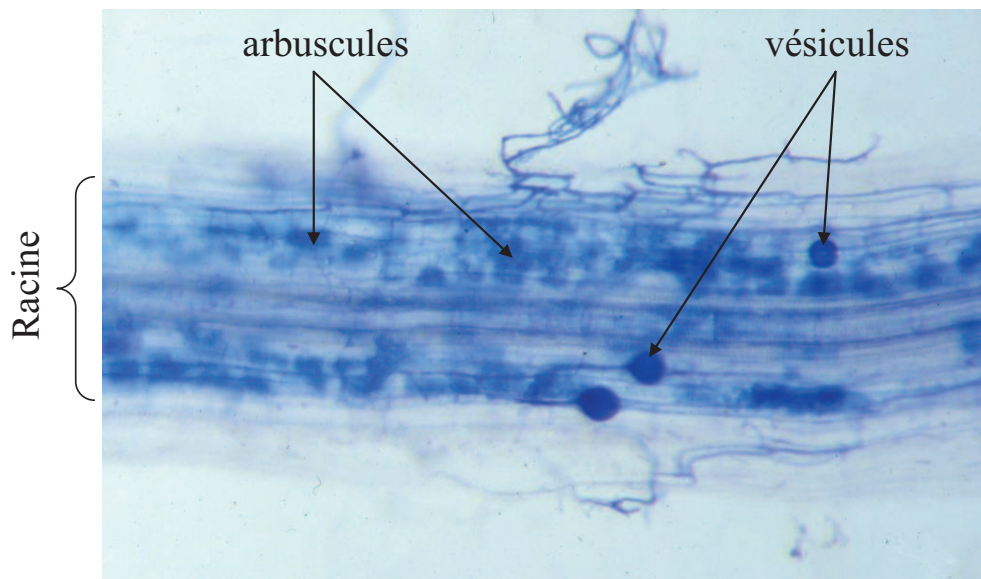


Figure 2- 5 : Photo d'une racine colonisée par les endomycorhizes à arbuscules et vésicules.

Dans les racines du vétiver provenant du Burkina Faso et du Jardin Botanique du Montet, les mycorhizes arbuscules n'ont pas été détectées. De ce fait, tous les plants de vétiver ont été mélangés pour la réalisation des différentes expériences de la thèse.

Partie 3 :

Influence de la culture du vétiver sur l'adsorption de l'endosulfan, du cuivre et du cadmium sur le sol vertique et le sol ferrugineux

1. Introduction

La rétention des pesticides et des éléments traces métalliques dépend fortement de la nature du composé étudié et des différents constituants du sol. Les propriétés physico-chimiques du sol telles que la teneur et la nature des argiles et des matières organiques, le pH, la capacité d'échange cationique et les teneurs en oxydes peuvent affecter la rétention des pesticides et des éléments métalliques sur les sols.

La matière organique, les argiles et les oxydes et hydroxydes de Fe sont les principaux constituants sur lesquels s'adsorbent l'endosulfan (Peterson et Batley, 1993 ; Laabs et Amelung, 2005; Atasoy *et al.*, 2009), ainsi que le cuivre et le cadmium (Gong et Donahoe, 1997 ; Ledin *et al.*, 1999). Dans la rhizosphère, les composés organiques exsudés par les racines peuvent modifier les propriétés chimiques du sol et donc sa capacité à adsorber les composés organiques et métalliques ; leur mobilité et leur biodisponibilité peuvent ainsi être affectées.

Cette partie a donc pour objectif d'étudier l'influence du vétiver sur la rétention de l'endosulfan, de Cu et Cd. Pour cela, les expériences en batch sont réalisées avec deux sols : un sol vertique et un sol ferrugineux, prélevés après six mois de croissance du vétiver. L'endosulfan retrouvé essentiellement dans les zones cotonnières est séparé du mélange Cu-Cd détectés à proximité des maraîchages.

2. Matériel et méthodes

2.1. Echantillons de terre étudiés

Les études d'adsorption ont été réalisées avec deux sols : vertique et ferrugineux. Environ 1,5 kg de terre ont été placés dans un pot en plastique (16 cm de diamètre et 15 cm de hauteur). Pour chaque sol, 3 pots ont été plantés avec du vétiver et 3 autres pots non plantés servent de témoins. Tous les pots ont été arrosés une fois par semaine à 60% de la capacité au champ sous une serre à 22 °C avec 60% d'humidité de l'air, au jardin botanique du Montet (Villers-lès-Nancy, 54) du 08/04/09 au 12/10/09. Après 6 mois, les échantillons de terre sont prélevés, séchés à l'air et tamisés à 2 mm, puis envoyés au LAS de l'INRA d'Arras (Lille, France) pour des analyses de la granulométrie, du carbone organique (CO), de l'azote, du calcaire total, du pH et de la capacité d'échange cationique (CEC) selon les normes NF X 31-

107, NF ISO 10694, NF ISO 13878, NF ISO 10693, NF ISO 10390 et NF X 31-130, respectivement.

2.2. Adsorption de l'endosulfan

Les deux isomères α et β -endosulfan, achetés à ChemService avec 99,5% de pureté chacun, ont été utilisés pour la préparation d'une solution éthanolique initiale d'endosulfan de 200 mg L⁻¹ en introduisant 14 mg d'isomère α -endosulfan et 6 mg isomère β -endosulfan (70 / 30) dans une fiole de 100 mL. Toutes les solutions d'endosulfan ($\alpha + \beta$) utilisées pour les expériences d'adsorption ont été préparées à partir de cette solution initiale et toutes les dilutions étaient composées de 2% d'éthanol (afin de favoriser la solubilité de l'endosulfan) et 98% d'eau distillée.

Cinq solutions éthanoliques de concentration d'endosulfan ($\alpha + \beta$) : 0,25 ; 0,5 ; 1 ; 2 et 4 mg L⁻¹ ont été préparées. Pour chaque solution, 10 mL sont introduits dans les tubes en téflon - PTFE de 50 mL contenant 2 g de sol (solide / liquide : 1 / 5). La gamme de concentrations d'endosulfan ($\alpha + \beta$) susceptible de s'adsorber sur le sol varie de 1,25 à 20 mg kg⁻¹ de sol ; elle inclut la teneur en endosulfan de 3 mg kg⁻¹ de sol utilisée en vases de végétation (§ 2.3.1. partie 4), en revanche, elle est supérieure à celle appliquée dans les sols étudiés en conditions extérieures (0,31 mg kg⁻¹ de sol). Chaque échantillon est réalisé en triplicat et l'agitation des tubes par retournement est effectuée pendant 24 h à 24°C. C'est le temps d'équilibration de l'endosulfan le plus souvent atteint (Parkpian *et al.*, 1998 ; Ismail *et al.*, 2002 ; Kumar et Philip, 2006a ; Singh et Singh, 2008 ; Atasoy *et al.*, 2009). Des tubes contenant 10 mL de solution (sans sol) sont également réalisés afin de quantifier l'adsorption de l'endosulfan sur le tube téflon - PTFE. Après 24 h d'équilibre, les suspensions de sol sont centrifugées à 8300 g pendant 20 min à 24 °C (Avanti™ J-25, BECKMAN). Un mL de surnageant est prélevé et la concentration en endosulfan est analysée à l'aide d'une chaîne HPLC - Ultimate 3000 (Dionex). Les blancs sans sol ont montré une adsorption de l'endosulfan sur le tube téflon variant de 17,5 à 36% en fonction de la concentration apportée. Après avoir retranché la quantité d'endosulfan adsorbée sur le tube téflon, la quantité d'endosulfan adsorbée sur le sol à l'équilibre est déterminée par la différence entre la concentration initiale et la concentration en solution en équilibre.

Le système de chromatographie en phase liquide à haute performance (HPLC) avec une colonne Kinetex C18 (Phenomenex) de dimension 100 mm x 4,6 mm et de granulométrie 2,6 μ m est utilisé pour analyser l'endosulfan. L'élution est faite en mode isocratique à 70%

acétonitrile / 30% H₂O à un débit de 1,5 mL min⁻¹, avec une température de colonne de 30°C. La détection des analytes est effectuée par un détecteur à barrette de diodes à une longueur d'onde de 215 nm. La limite de quantification de l'endosulfan α et β est de 180 $\mu\text{g L}^{-1}$.

2.3. Adsorption du Cu et du Cd

Deux grammes de chaque sol sont placés dans un tube polycarbonate (PC) de 50 ml. Dix mL d'une solution composée d'un mélange de Cd (CdCl₂) et de Cu (CuCl₂) à concentrations égales (1 ; 2,5 ; 5 ; 10 et 20 mg L⁻¹) sont ajoutés et le mélange est agité avec un agitateur rotatif à 24°C pendant 24 h, c'est le temps d'équilibration de Cu et Cd le plus souvent atteint (Arias *et al.*, 2005 ; Shaheen, 2009 ; Cerqueira *et al.*, 2011). Les 5 solutions sont également introduites dans des tubes PC sans sol (blanc) afin d'estimer les quantités en Cu et Cd adsorbées par les tubes. Les échantillons sont ensuite centrifugés à une vitesse de 8300 g, à 24°C pendant 20 min (Avanti™ J-25, BECKMAN) et les suspensions sont filtrées à 0,45 μm . Une goutte d'acide nitrique (HNO₃) à 69% est ajoutée dans chaque échantillon avant analyse par un spectromètre d'émission atomique (Inductively Coupled Plasma - Optical Emission Spectrometers, ICP-OES, VARIAN 720-ES). Des triplicats sont réalisés. Les blancs sans sol préparés dans les mêmes conditions ont montré une adsorption du Cu (2,5% - 11,8% de la quantité appliquée) et du Cd (1,9% - 8,1%) sur le tube polycarbonate.

Pour chaque métal, la quantité adsorbée sur le sol à l'équilibre est déterminée par la différence entre la concentration initiale (après avoir retranché la concentration adsorbée sur le tube PC) et la concentration en solution en équilibre. La limite de quantification de Cd et Cu dans le surnageant est de 5 $\mu\text{g L}^{-1}$.

2.4. Modèle d'adsorption de Freundlich

Les isothermes d'adsorption de l'endosulfan, du Cd et du Cu sont décrites par l'équation de Freundlich : c'est le modèle d'adsorption le plus fréquemment rencontré (Atanassova, 1999 ; Leite *et al.*, 2003 ; Laabs et Amelung, 2005 ; Atasoy *et al.*, 2009 ; Shaheen, 2009). L'équation correspondante est la suivante :

$$x/m = K_f \times C_{eq}^n$$

où x/m : la quantité d'endosulfan, Cd ou Cu adsorbée sur le sol (mg kg⁻¹), et C_{eq} : la concentration en équilibre de l'endosulfan, Cd ou Cu dans la solution du sol (mg L⁻¹). Le

paramètre K_f est la capacité d'adsorption ($\text{mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$), et le paramètre n traduit la courbure des isothermes et donne une indication de l'intensité d'adsorption (Calvet, 1989).

Le coefficient n est souvent proche de 1 pour les faibles concentrations et les composés non ionisables (Karickhoff, 1984 ; Lickfeldt et Branham, 1995). Lorsque n est égal à 1, la relation devient linéaire et la capacité d'adsorption K_f est identique à K_d , coefficient de distribution sol / eau exprimé en L kg^{-1} .

2.5. Analyses des acides organiques dans les sols plantés au vétiver et non plantés

Les acides organiques sont extraits des sols 3 et 6 mois après croissance du vétiver selon la méthode de Zsolnay (1996) : 10 g de sol tamisé à 2 mm sont placés dans un flacon en polycarbonate de 50 ml avec 20 ml de solution de CaCl_2 (4 mM). Le mélange est agité pendant 10 min à l'aide d'un agitateur rotatif avant d'être centrifugé à $3000 \times g$ pendant 10 min. Le surnageant ainsi obtenu est filtré à $0,45 \mu\text{m}$ (filtre MILLEX - HA) et les acides organiques (acides gluconique, lactique, acétique, propionique, formique, butyrique, pyruvique, malique, oxalique, fumarique et citrique) sont analysés par chromatographie ionique (DIONEX - ICS-3000). L'analyse des acides organiques en détection conductimétrique est réalisée avec une colonne AS 11 HC, en appliquant un gradient d'élution KOH de 0,9 à 60 mM et un débit de 1.3 mL min^{-1} .

3. Résultats et discussion

3.1. Propriétés physico-chimiques des sols

Les principales propriétés physico-chimiques des sols plantés au vétiver et non plantés sont données dans le **tableau 3-1**.

Pour le même sol, l'azote total (N total) est du même ordre de grandeur qu'il soit planté au vétiver ou non planté. En revanche, la teneur en carbone organique (CO) et le pH sont légèrement plus élevés dans les sols plantés au vétiver comparés aux sols non plantés (**Tableau 3-1**). Kim *et al.* (2008) avaient déjà observé une augmentation de pH de 0,3 à 1,1 unité et de carbone organique dissous (COD : de 23 à 173 mg L^{-1}) 10 semaines après une culture de vétiver dans 4 sols différents (de 7 à 18% d'argile). D'après ces auteurs, l'augmentation du pH serait due à l'exsudation par les racines d'anions tels que les

hydroxyles afin d'équilibrer la charge dans la cellule lors de l'absorption des nitrates et phosphates.

Tableau 3-1 : Propriétés physico-chimiques des sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés (P) et non plantés (NP) au vétiver.

Echantillons	Argile	Limons	Sables	CO	N total	Al ₂ O ₃	Fe ₂ O ₃	pH _{H2O}	CEC
	-----(%)-----			-----(%)-----					(cmol kg ⁻¹)
SV-NP	29,3	44,8	25,9	0,95	0,07	9,8	4,6	6,1	10,5
SV-P	28,1	38,5	33,4	0,98	0,07	9,2	4,3	6,5	10
SF-NP	9,5	21,6	68,6	0,43	0,04	3,5	1,1	5,8	< 1
SF-P	10,5	22,6	66,9	0,48	0,04	3,6	1,1	6,5	< 1

Par ailleurs, la légère augmentation de CO dans les sols plantés au vétiver pourrait s'expliquer par l'enrichissement des sols en acides organiques en présence du vétiver. En effet, 6 mois après culture du vétiver, le sol vertique planté présente plus d'acides acétique (2,2 mg kg⁻¹) et pyruvique (0,4 mg kg⁻¹) que le sol vertique non planté (1,3 mg d'acides acétique kg⁻¹ et < 0,19 mg pyruvique kg⁻¹ de sol) (**Tableau 3-2** et **Annexe 3-1**). De même, le sol ferrugineux planté contient plus d'acides acétique (1,3 mg kg⁻¹) et citrique (0,2 mg kg⁻¹) que le sol ferrugineux non planté (0,7 mg d'acides acétique kg⁻¹ et < 0,13 mg citrique kg⁻¹ de sol) (**Tableau 3-2**).

Tableau 3-2 : Teneurs en acides organiques retrouvés dans les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés au vétiver (P) et non plantés (NP), après 6 mois de croissance du vétiver. La limite de quantification (LQ) est de 0,19 ; 0,42 et 0,13 mg kg⁻¹ de sol, respectivement pour les acides pyruvique, oxalique et citrique.

Echantillons	Acides organiques (mg kg ⁻¹ de sol)			
	acétique	pyruvique	oxalique	citrique
SV-NP	1,3 ± 0,5	< LQ	0,2 ± 0,0	< LQ
SV-P	2,2 ± 0,1	0,4	0,1	< LQ
SF-NP	0,7 ± 0,5	< LQ	< LQ	< LQ
SF-P	1,3 ± 0,3	< LQ	0,1	0,2

3.2. Isothermes d'adsorption de l'endosulfan

Les concentrations d'endosulfan α , β et $(\alpha + \beta)$ dans la solution en équilibre et leurs quantités adsorbées sur le sol sont données dans l'annexe 3-2. La figure 3-1 présente les isothermes d'adsorption pour l'isomère α , l'isomère β , et la somme des deux isomères de l'endosulfan.

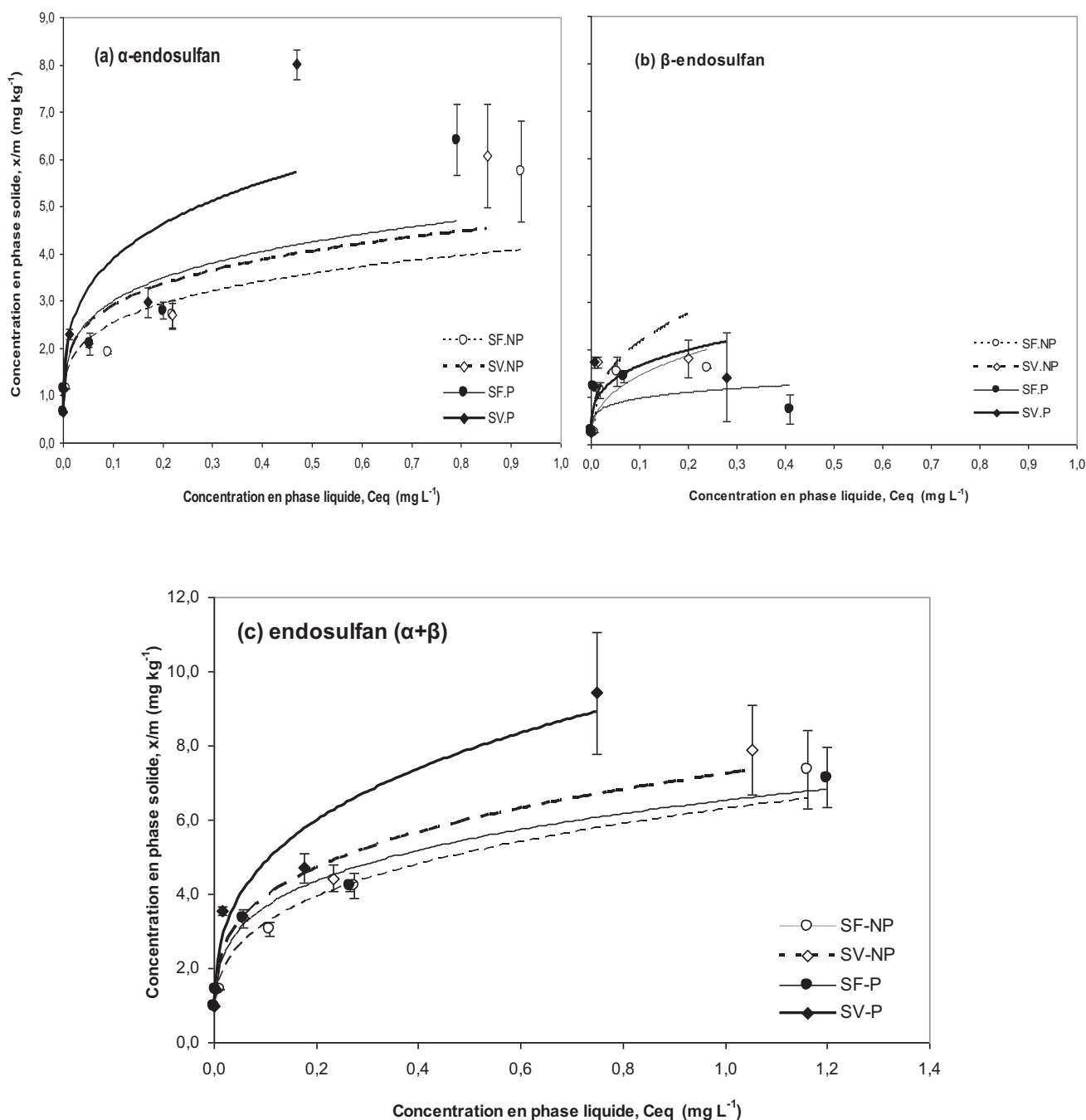


Figure 3- 1 : Isothermes d'adsorption pour (a) α -endosulfan, (b) β -endosulfan et (c) endosulfan ($\alpha + \beta$) sur le sol vertique (SV) et le sol ferrugineux (SF) plantés (P) et non planté (NP) au vétiver après 24 h d'équilibre.

Les constantes d'adsorption de Freundlich déterminées à partir des isothermes d'adsorption de l'endosulfan sont données dans le **tableau 3-3**.

Les valeurs R^2 de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) varient de 0,91 à 0,93 pour tous les sols : ce qui indique une description correcte de son adsorption par le modèle de Freundlich. De nombreux auteurs ont trouvé un meilleur ajustement de l'adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$), et des isomères α et β -endosulfan par l'équation de Freundlich ($R^2 = 0,83 - 0,99$) (Laabs et Amelung, 2005 ; Kumar et Philip, 2006a ; Atasoy *et al.*, 2009). Cependant, pour nos deux sols plantés au vétiver ou non plantés, l'adsorption de l'isomère β est moins bien décrite par le modèle de Freundlich ($R^2 = 0,41 - 0,77$) comparé à l'endosulfan α (0,97 - 0,99). Il est possible que les acides organiques exsudés par les racines de vétiver modifient les processus d'adsorption de l'endosulfan β sur les sols étudiés.

Les valeurs de n de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) et des isomères α - et β -endosulfan sont comprises entre 0,18 à 0,37 (**Tableau 3-3**). D'après la classification proposée par Giles *et al.* (1960), les isothermes obtenues sont donc de type L ($n < 1$): ce qui signifie que la disponibilité des sites d'adsorption diminue lorsque la concentration en endosulfan augmente (Calvet, 1989). Singh et Singh (2008) ont obtenu aussi des isothermes du type L en mesurant l'adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) sur trois sols différents, de même pour Atasoy *et al.* (2009) en étudiant l'adsorption des isomères α - et β -endosulfan sur un sol vertique. Les valeurs de n sont du même ordre de grandeur pour le sol vertique et le sol ferrugineux. Pour l'endosulfan ($\alpha + \beta$) et l'isomère α -endosulfan, la présence du vétiver n'influence pas significativement les valeurs de n . En revanche, pour l'isomère β -endosulfan, une diminution de ce paramètre est observée pour les sols plantés par rapport aux sols non plantés (**Tableau 3-3**) : ceci confirme que les exsudats racinaires du vétiver diminuent l'intensité d'adsorption de l'endosulfan β sur les deux sols étudiés.

Dans nos conditions, les valeurs de K_f d'endosulfan ($\alpha + \beta$) trouvées dans nos deux sols ($6,3 - 9,7 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) et celles de l'endosulfan α ($4,1 - 6,9 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) et de l'endosulfan β ($K_f = 1,5 - 4,9 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) (**Tableau 3-3**) sont du même ordre de grandeur que celles de la littérature qui sont de $0,28 - 36,3 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$ pour l'endosulfan ($\alpha + \beta$) (FOOTPRINT, 2011 ; Singh et Singh, 2008), $5,1 - 148 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$ pour l'endosulfan α (Laabs et Amelung, 2005 ; Kumar et Philip, 2006 a) et $4,0 - 18,6 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$ pour l'endosulfan β (Kumar et Philip, 2006 a ; Atasoy *et al.* 2009).

Tableau 3-3 : Paramètres de l'équation de Freundlich décrivant les isothermes d'adsorption de l'endosulfan α et β et du mélange $\alpha + \beta$ (70 :30) sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés (P) et non plantés (NP) au vétiver.

Les constantes K_f et n de Freundlich sont analysées par une ANOVA à deux facteurs ; Sol (S) et plante (P). Les différences entre les modalités sont analysées par le test de Newman-Keuls (SNK), avec un intervalle de confiance de 95%. Les différences significatives sont données par : * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ et ns : effet non significatif. Pour l'ensemble des modalités, la différence entre les 2 isomères α et β de l'endosulfan est évaluée par le test F de Fisher (intervalle de confiance de 95%).

Pesticide	Echantillons	Paramètres de Freundlich		
		K_f ($\text{mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$)	n	r^2
α -endosulfan (ns)	SV-NP	4,69 ± 0,89	0,21 ± 0,02	0,93
	SV-P	6,93 ± 0,78	0,25 ± 0,01	0,92
	SF-NP	4,14 ± 0,46	0,22 ± 0,04	0,91
	SF-P	4,94 ± 0,76	0,22 ± 0,07	0,93
β -endosulfan (ns)	SV-NP	4,86 ± 0,85	0,36 ± 0,04	0,76
	SV-P	3,04 ± 0,45	0,27 ± 0,05	0,52
	SF-NP	3,39 ± 0,43	0,37 ± 0,06	0,77
	SF-P	1,46 ± 0,30	0,18 ± 0,06	0,41
endosulfan ($\alpha + \beta$)	SV-NP	7,24 ± 0,18	0,27 ± 0,02	0,99
	SV-P	9,73 ± 0,87	0,30 ± 0,02	0,97
	SF-NP	6,27 ± 0,34	0,29 ± 0,03	0,97
	SF-P	6,53 ± 0,17	0,25 ± 0,02	0,99

ns : non significatif ($p = 0,846$ test F de Fisher) entre K_f de l'endosulfan α et de l'endosulfan β

ANOVA

α -Endosulfan

Sol (S) *

ns

Plante (P) **

ns

$S \times P$ ns

ns

β -Endosulfan

Sol (S) **

ns

Plante (P) **

**

$S \times P$ ns

ns

Endosulfan ($\alpha + \beta$)

Sol (S) ***

ns

Plante (P) ***

ns

$S \times P$ **

ns

3.2.1. Comparaison de l'adsorption de l'endosulfan α et l'endosulfan β

Pour l'ensemble des modalités, l'adsorption de l'endosulfan α ($K_f = 4,1 - 6,9 \text{ mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$) ne diffère pas significativement de celle de l'endosulfan β ($K_f = 1,5 - 4,9 \text{ mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$) (**Tableau 3-3**) ($p = 0,846$, test F de Fisher). La solubilité de l'isomère α ($0,32 \text{ mg L}^{-1}$) et l'isomère β ($0,33 \text{ mg L}^{-1}$) (Mackay *et al.*, 1997), ainsi que leur hydrophobicité ($\log K_{ow} = 3,8$ et $3,5$, respectivement) sont relativement similaires (ATSDR, 2000), ce qui pourrait expliquer leur capacité d'adsorption identique sur nos sols. Toutefois, certains auteurs ont mesuré une

adsorption de l'isomère α plus élevée que celle de l'isomère β dans trois sols différents (Kumar et Philip, 2006a) et dans l'horizon Ap du sol vertique (Atasoy *et al.*, 2009), avec un ratio $\alpha / \beta : 70/30$. D'après ces auteurs, l'adsorption de l'endosulfan α , plus élevée que celle de l'endosulfan β , serait en relation avec la configuration de chaque stéréoisomère.

3.2.2. Influence de la nature du sol sur l'adsorption de l'endosulfan

La capacité d'adsorption (K_f), exprimée en $\text{mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$, de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) est significativement plus élevée ($p < 0,001$) sur le sol vertique (7,2 - 9,7) que sur le sol ferrugineux (6,3 - 6,5) (**Tableau 3-3**). Les teneurs en argile et en carbone organique (CO) plus élevées dans le sol vertique (29,3 % et 0,9 %, respectivement) que dans le sol ferrugineux (9,5% et 0,4%, respectivement) (**Tableau 3-1**), pourraient expliquer l'adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) plus importante sur le sol vertique. Ismail *et al.*, (2002) ont également obtenu une capacité d'adsorption (K_f) de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) plus élevée dans un sol argileux (18,7) que dans un sol limono-sableux (6,7), en relation avec les teneurs en argile et en CO plus élevées dans le sol argileux (55% et 1,9%, respectivement) que dans le sol limono-sableux (8% et 1,6%, respectivement). De même, Singh et Singh (2008) ont montré qu'un sol limono- argileux, plus riche en argiles et en CO (13,5% et 1,0%, respectivement) adsorbe plus l'endosulfan ($\alpha + \beta$) ($K_f = 36,3$) que des sols limoneux ($K_f = 25,1$, avec 11% d'argiles et 0,7% de CO) et limono-sableux ($K_f = 18,2$, avec 7% d'argiles et 0,6% de CO). Par rapport aux trois sols étudiés par Singh et Singh (2008), les valeurs K_f de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) obtenues sur nos sols vertique et ferrugineux sont plus faibles (6,3 - 9,7) malgré leurs teneurs en argile plus élevées (9,5 - 29,3%, respectivement) et leurs teneurs en CO (0,5% - 1,0%) similaires à celles de ces trois sols (0,6 - 1,0%). Ces différences pourraient s'expliquer par la CEC des sols étudiés par Singh et Singh (2008) plus élevée (15,5 - 19,5 cmol kg^{-1}) que celles de nos deux sols ($< 1 - 10,5 \text{ cmol kg}^{-1}$) (**Tableau 3-1**). Cependant, notre sol ferrugineux, avec une CEC de $< 1 \text{ cmol kg}^{-1}$, présente un K_f pour l'endosulfan ($\alpha + \beta$) ($6,3 \text{ mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$) qui est du même ordre de grandeur que celui d'un sol limono-sableux ($6,7 \text{ mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$) avec une CEC plus élevée (8,2 cmol kg^{-1}) (Ismail *et al.*, 2002).

D'autres facteurs pourraient expliquer les différences d'affinités observées dans nos sols pour l'endosulfan ($\alpha + \beta$) parmi lesquels la composition minéralogique des argiles et l'abondance des oxydes de Fe et d'Al. Il existe une différence dans la composition minéralogique des argiles des sols vertique et ferrugineux (**Tableau 2-2**, partie 2). Le sol vertique qui adsorbe plus l'endosulfan ($\alpha + \beta$) présente une plus forte teneur en argiles à CEC

plus élevée comme la smectite et l'illite que le sol ferrugineux. Etant donné que les micropolluants organiques peuvent être retenus de manière stable sein des espaces interfoliaires des argiles par des interactions hydrophobes (Pignatello et Xing, 1996 ; Meier *et al.*, 1999), la smectite et l'illite (argile de type 2 :1 comme la montmorillonite) présentent donc une plus grande surface de sorption pour l'endosulfan à adsorber par rapport à la kaolinite (une couche 1 :1 non extensible) retrouvé en plus grande quantité dans le sol ferrugineux. Cela aurait pu favoriser une adsorption plus importante de l'endosulfan sur le sol vertique comparé au sol ferrugineux. D'autre part, l'adsorption plus importante de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) dans le vertisol pourrait s'expliquer par ses teneurs en Fe_2O_3 (4,6%) et en Al_2O_3 (9,8%) plus élevées que celles du sol ferrugineux (1,1% de Fe_2O_3 et 3,5% de Al_2O_3) (**Tableau 3-1**). En effet, Masutti et Mermut (2007) indiquent que la présence d'oxyhydroxydes de Fe (notamment de la goethite) dans un sol tropical peut augmenter l'adsorption d'un insecticide (fipronil).

Le type de sol influence significativement l'adsorption de l'endosulfan α ($p < 0,05$), et de l'endosulfan β ($p < 0,01$) (**Tableau 3-3**). Le sol vertique adsorbe plus l'endosulfan α ($K_f = 4,7-6,9 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) et l'endosulfan β ($3,0-4,9 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) comparé au sol ferrugineux ($K_f = 4,1-4,9 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$ pour l'endosulfan α et $1,5-3,4 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$ pour l'endosulfan β), en relation avec les teneurs en carbone organique et en argile plus élevées dans le sol vertique. Laabs et Amelung (2005) ont mesuré des K_f de l'endosulfan α supérieures aux nôtres, de 54 et $148 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectivement dans un sol sableux (0,7% de CO et 4,8% d'argile) et dans un sol argileux (2,6% de CO et 48% d'argile). Ce dernier sol présente une teneur en CO plus élevée que notre vertisol (0,9%), ce qui pourrait expliquer sa plus forte capacité d'adsorption de l'endosulfan α . De plus, malgré une teneur en argile plus élevée dans notre sol ferrugineux (9,5%), le sol sableux étudié par Laabs et Amelung (2005) adsorbe plus l'endosulfan α avec 4,8% d'argile. Ces résultats suggèrent que la teneur en carbone organique aurait une influence plus importante sur l'adsorption de l'endosulfan α que la teneur en argile. En effet, la matière organique permet une adsorption de l'endosulfan α plus importante comparée à la teneur en argile dans les sols tropicaux (Reichenberger et Laabs, 2002). Ainsi, Parkpian *et al.* (1998) ont obtenu une plus forte corrélation de l'adsorption de l'endosulfan α avec la teneur en matière organique ($r = 0,87$) qu'avec la teneur en argile d'un sol ($r = 0,73$).

Les données concernant l'influence des propriétés physico-chimiques du sol sur l'adsorption de l'endosulfan β sont rares dans la littérature. Néanmoins, Kumar et Philip

(2006a) mesurent une adsorption de l'endosulfan β plus élevée sur un sol argileux ($K_f = 18,6 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) comparé à un sol sableux ($K_f = 4,0 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$), en relation avec une teneur en matière organique plus importante dans le sol argileux (2,3%) comparé au sol sableux (0,6%). Par ailleurs, Atasoy *et al.* (2009) ont montré une adsorption de l'isomère β plus importante dans l'horizon B_w d'un vertisol, ($K_f = 18,0 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$), plus pauvre en CO (0,46%) que dans l'horizon A_p ($K_f = 14,0 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, 0,58% de CO). Ces auteurs pensent que la teneur en Fe_2O_3 plus élevée dans l'horizon B_w (5,5%) que dans l'horizon A_p (3,5 %) aurait pu favoriser l'adsorption de l'endosulfan β .

Plusieurs paramètres semblent intervenir dans l'adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) sur les sols étudiés. Afin d'identifier les propriétés physico-chimiques des sols (CO, CEC, pH, argile, Oxydes de Fe et d'Al) qui seraient d'influence dominante sur la capacité d'adsorption de l'endosulfan, une Analyse en Composantes Principales (ACP) a été réalisée, les résultats sont donnés dans la **figure 3-2**.

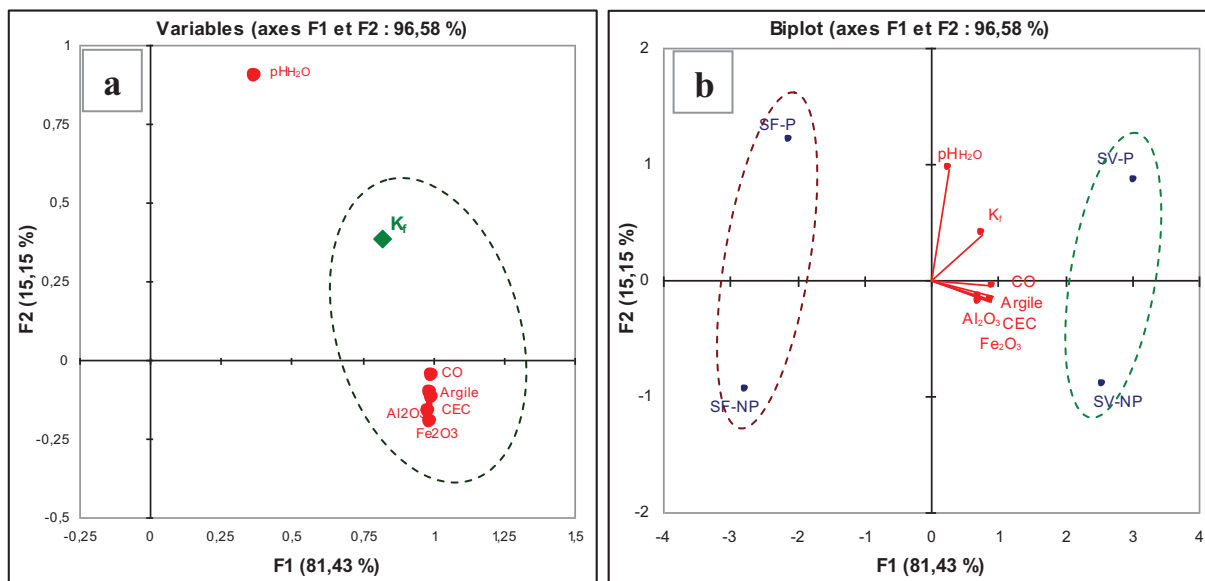


Figure 3-2 : Corrélation entre les propriétés physico-chimiques du sol et l'adsorption de l'endosulfan (a), et plan factoriel de la répartition des échantillons de sols et de variables autour des axes principaux (b) par ACP.

La **figure 3-2-a** illustre les corrélations entre les paramètres du sol (CO, CEC, pH, argile, Oxydes de Fe et d'Al) et le coefficient d'adsorption (K_f) de l'endosulfan ($\alpha + \beta$). La contribution des axes principaux à la variation totale de cette ACP est de 81,43% pour l'axe 1 (F1) et de 15,15% pour l'axe 2 (F2), ce qui fait un total de 96,58%, valeur qui est acceptable.

Les paramètres situés dans les valeurs positives de F1 contribueraient tous à l'augmentation de K_f sur le sol. En effet, hormis le pH, tous les paramètres du sol sont portés par l'axe 1 et contribuent donc à plus de 81% de la variance de K_f (**Figure 3-2-a**). Selon la matrice de Pearson, les variables les plus corrélées (r) avec l'adsorption de l'endosulfan (K_f) suivent l'ordre suivant : CO (0,791) > CEC (0,740) > argiles (0,734) > Fe_2O_3 (0,720) > Al_2O_3 (0,715), pH (0,559). Cependant, aucune corrélation n'est significative ($p > 0,05$).

La **figure 3-2-b** indique que l'adsorption de l'endosulfan (K_f) évolue de manière différente dans nos sols. Il y a une différence très nette entre le sol vertique et le sol ferrugineux et entre les sols plantés et les sols non plantés. Le sol vertique présente une capacité d'adsorption (K_f) plus élevée, puisque tous les paramètres (CO, CEC, pH, argile, Oxydes de Fe et d'Al) contribuent de manière positive à l'augmentation de l'adsorption dans ce sol, contrairement au sol ferrugineux dont l'augmentation du K_f semble limitée. Par ailleurs, cette figure permet de dégager l'importance de la plante sur l'adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$). L'axe 2 oppose directement les sols plantés au vétiver aux sols non plantés, il indique que le K_f est un paramètre important pour les deux sols étudiés en présence de la plante. Le pH semble jouer un rôle important dans l'adsorption de l'endosulfan pour SV-P et SF-P.

3.2.3. Effet du vétiver sur l'adsorption de l'endosulfan

Le vétiver influence significativement l'adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) ($p < 0,001$), de l'endosulfan α ($p < 0,01$) et de l'endosulfan β ($p < 0,01$). Les sols plantés au vétiver adsorbent plus l'endosulfan ($\alpha + \beta$) ($K_f = 6,5 - 9,7 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) comparés aux sols non plantés ($6,3 - 7,2 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$), en rapport avec la légère augmentation de la teneur en carbone organique dans les sols en présence du vétiver (de 0,9 à 1% pour sol vertique et de 0,4 à 0,5% pour le sol ferrugineux : **tableau 3-1**). Dans les sols plantés, les composés organiques exsudés par le vétiver pourraient influencer la capacité d'adsorption de l'endosulfan sur les sols. En effet, les acides organiques exsudés par le vétiver après trois mois de croissance dans le vertisol (acide gluconique : $0,8 \text{ mg kg}^{-1}$ et acide acétique : $1,6 \text{ mg kg}^{-1}$) et dans le sol ferrugineux (acide citrique : $1,2 \text{ mg kg}^{-1}$) (**Annexe 3-1**) sont absents dans les sols non plantés (Mbengue, 2010). Par ailleurs, six mois après la croissance du vétiver, les sols plantés présentent plus d'acides acétique ($1,3 - 2,2 \text{ mg kg}^{-1}$), citrique ($0,2 \text{ mg kg}^{-1}$) et pyruvique ($0,4 \text{ mg kg}^{-1}$) comparés aux sols non plantés (acide acétique : $0,7 - 1,3 \text{ mg kg}^{-1}$; acides pyruvique et citrique non détectés) (**Tableau 3-2 ; Annexe 3-1**). L'enrichissement des sols en acides organiques, en rapport avec l'exsudation des racines de vétiver, pourrait

favoriser l'adsorption de l'endosulfan sur nos sols plantés au vétiver. Par ailleurs, Adams *et al.* (2004) montrent une exsudation d'huiles essentielles (vetiselinol, khusimol, isovalencenol, vetivone et acide vetivenique), qui pourraient également augmenter l'adsorption de l'endosulfan sur les sols.

La présence du vétiver augmente très significativement ($p < 0,01$) l'adsorption de l'endosulfan α ($4,9 - 6,9 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) comparé aux sols non plantés ($K_f = 4,1 - 4,7 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) (**Tableau 3-2**), en rapport avec une augmentation de la teneur en CO en présence du vétiver. En revanche, l'adsorption de l'endosulfan β baisse significativement ($p < 0,01$) dans les sols plantés au vétiver ($1,5 - 3,0 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) comparés aux sols non plantés ($3,4 - 4,9 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$).

En présence du vétiver, l'adsorption de l'endosulfan α et $\alpha + \beta$ augmente significativement sur le sol vertique (de 1,5 et 1,3 fois), et sur le sol ferrugineux (de 1,2 et 1,1 fois), alors que l'adsorption de l'endosulfan β baisse de 1,6 et 2,1 fois, respectivement dans les mêmes sols plantés au vétiver comparés aux sols non plantés. L'effet du vétiver diffère pour l'adsorption de l'isomère α et l'isomère β sur nos sols. Toutefois, cette plante semble plus efficace pour augmenter l'adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) lorsqu'il est planté sur un sol vertique que sur un sol ferrugineux.

3.3. Isothermes d'adsorption du Cu et du Cd

Les concentrations en Cu et Cd dans la solution en équilibre et leurs quantités adsorbées sur le sol sont données dans l'**annexe 3-3**. Les isothermes d'adsorption de Cu et Cd dans les sols vertique et ferrugineux, plantés au vétiver et non plantés sont données dans la **figure 3-2**.

Les paramètres de l'équation de Freundlich sont déterminés pour Cu et Cd (**Tableau 3-4**). Les valeurs R^2 du cuivre ($0,79 - 0,98$) et du cadmium ($0,97 - 0,99$) indiquent que le modèle de Freundlich décrit correctement les isothermes d'adsorption de Cu et Cd notamment pour nos deux sols non plantés ($R^2 = 0,96 - 0,99$). Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par nombreux auteurs pour Cu et Cd ($R^2 = 0,97 - 0,99$) (Atanassova, 1999 ; Leite *et al.*, 2003 ; Silveira et Alleoni, 2003 ; Arias *et al.*, 2005 ; Shaheen, 2009). Néanmoins, ce modèle décrit moins bien l'isotherme d'adsorption de Cu en présence du vétiver dans le sol vertique ($R^2 = 0,79$) (**Tableau 3-4**). Les composés organiques exsudés par les racines de vétiver pourraient modifier l'intensité d'adsorption de Cu ; ce qui expliquerait cette différence de corrélation.

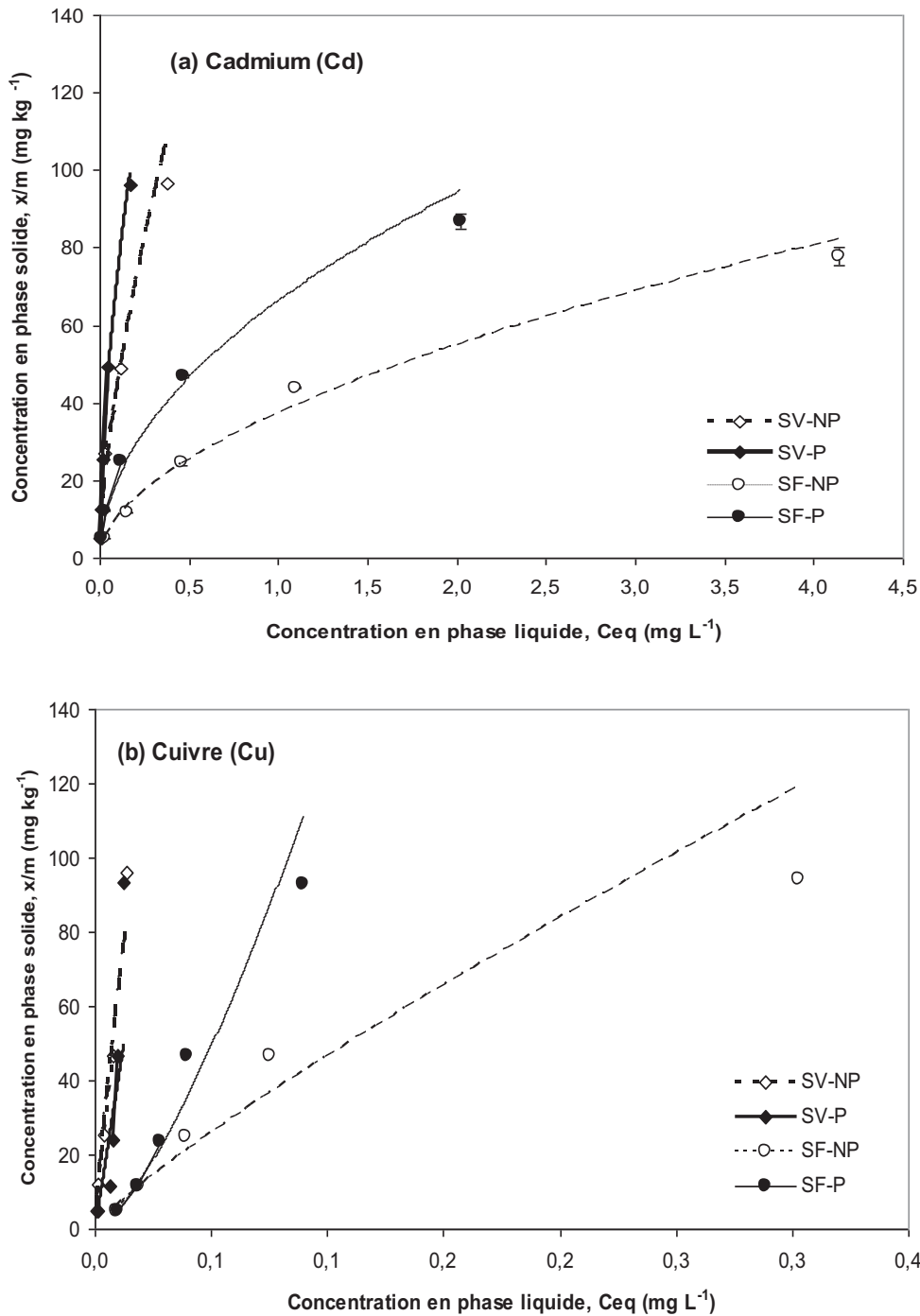


Figure 3-3: Isothermes d'adsorption pour Cd (a) et Cu (b) sur le sol vertique (SV) et le sol ferrugineux (SF) planté (P) et non planté (NP) au vétiver après 24 h d'équilibre.

Dans les sols non plantés, les valeurs de n de Cu et Cd sont inférieures à 1 (0,56 - 0,85) dans tous les sols (**Tableau 3-4**), ce qui indique que les quantités de Cu et Cd adsorbées sur les sols n'augmentent pas lorsque leurs concentrations augmentent. La récolte du vétiver dans les sols vertique et ferrugineux augmente significativement les valeurs de n du Cu (1,02 - 1,38) ($p < 0,001$), mais cette plante n'a pas d'effet significatif sur les valeurs n de Cd (0,54 -

0,58). Le vétiver serait capable d'augmenter la capacité d'adsorption de Cu sur les sols, certainement en augmentant la surface d'adsorption. D'après nos résultats, pour tous les sols, les valeurs n de Cu sont plus élevées (0,83 - 1,38) que celles de Cd (0,54 - 0,66) ; l'adsorption sur nos sols de Cu serait donc plus intense que celle de Cd.

Pour toutes nos modalités, les valeurs de K_f obtenues pour Cu (328 - 4455 $\text{mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$) et Cd (37 - 280 $\text{mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$) (**Tableau 3-4**) rentrent dans les fourchettes obtenues à partir de la littérature ; de 9,3 à 6025,6 $\text{mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$ de sol pour Cu (Usman, 2008 ; Jalali et Moharrami, 2007) et de 0,8 à 575,4 $\text{mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$ de sol pour Cd (Usman, 2008 ; Shaheen, 2009).

3.3.1. Compétition entre Cu et Cd pour l'adsorption

La différence d'adsorption entre Cu et Cd est hautement significative pour toutes les modalités ($p < 0,001$) (**Tableau 3-4**) ; le cuivre est plus adsorbé sur les 2 sols ($K_f = 328 - 4455 \text{ mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$) comparé à Cd qui présente de plus faibles valeurs de K_f (37 - 280 $\text{mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$), malgré leurs concentrations initiales identiques (de 1 à 20 mg L^{-1} , avec un ratio Cu/Cd = 1). Les caractéristiques intrinsèques à Cu et Cd pourraient expliquer cette différence d'adsorption. En effet, Covelo *et al.* (2007) ont montré que les quantités de métaux adsorbées sur 11 sols acides (pH de 4,4 à 6,6) étaient en accord avec leur électronégativité : Cu (1,9) > Pb (1,8) > Cd (1,7) > Cr (1,6). Le fait que Cu possède une électronégativité (1,9) plus élevée que Cd (1,7) (Evans, 1989) pourrait le rendre plus compétitif comparé au Cd pour s'adsorber sur le sol. De plus, Trivedi *et al.* (2001) ont montré que le rayon ionique hydraté de Cu (2,1 Å), plus faible que celui du Cd (2,3 Å), permettait une adsorption plus rapide de Cu par rapport à Cd. Un effet compétitif expliquerait donc cette différence d'adsorption entre Cu et Cd. Cerqueira *et al.* (2011) ont observé également une forte compétition entre Cu^{2+} et Cd^{2+} sur un sol brun lessivé et un sol brun acide ; les quantités de Cd adsorbées diminuent de 72% lorsqu'il est en présence de Cu, malgré les plus faibles concentrations initiales de Cu (2 - 190 mg L^{-1}) comparées à celles de Cd (3 - 327 mg L^{-1}) (ratio Cu/Cd = 0,7 - 0,6, respectivement). De même, Atanassova (1999) ont mesuré une diminution de 12% à 62% de la quantité de Cd adsorbée sur un sol vertique et sur un sol ferrugineux, respectivement, lorsque Cd était mélangé avec Cu.

Tableau 3-4 : Paramètres de l'équation de Freundlich décrivant les isothermes d'adsorption de Cu et Cd sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés (P) et non plantés (NP) au vétiver.

Les constantes K_f et n de Freundlich sont analysées par une ANOVA à deux facteurs ; Sol (S) et plante (P). Les différences entre les modalités sont analysées par le test de Newman-Keuls (SNK), avec un intervalle de confiance de 95%. Les différences significatives sont données par : * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ et ns : effet non significatif. Pour l'ensemble des modalités, la différence entre Cu et Cd est évaluée par le test F de Fisher (intervalle de confiance de 95%).

	Echantillons	Paramètres de Freundlich		
		K_f ($\text{mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$)	n	r^2
Copper (Cu) ***	SV-NP	2921,9 ± 331,7	0,83 ± 0,03	0,98
	SV-P	4445,1 ± 1215,4	1,02 ± 0,09	0,79
	SF-NP	328,1 ± 45,6	0,85 ± 0,08	0,96
	SF-P	3162,6 ± 812,6	1,38 ± 0,04	0,98
Cadmium (Cd)	SV-NP	206,1 ± 15,06	0,66 ± 0,06	0,97
	SV-P	280,2 ± 17,02	0,58 ± 0,04	0,99
	SF-NP	37,2 ± 1,51	0,56 ± 0,03	0,99
	SF-P	76,8 ± 6,54	0,54 ± 0,02	0,99

*** K_f de Cu hautement plus élevé que K_f de Cd ($p < 0,001$ avec le test F de Fisher).

ANOVA

Cuivre (Cu)

Sol (S)	*	***
Plante (P)	*	***
$S \times P$	ns	**

Cadmium (Cd)

Sol (S)	***	*
Plante (P)	***	ns
$S \times P$	*	ns

3.3.2. Influence des propriétés des sols sur l'adsorption du Cu et Cd.

La nature du sol a une influence hautement significative sur l'adsorption du Cu ($p < 0,01$) et du Cd ($p < 0,001$) ; le sol vertique montre des coefficients d'adsorption de Cu et de Cd ($K_f = 206 - 4455 \text{ mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$) plus élevés que le sol ferrugineux ($K_f = 37 - 3163 \text{ mg}^{1-n} \text{L}^n \text{kg}^{-1}$) (**Tableau 3-4**). La CEC plus importante dans le sol vertique ($10,5 \text{ cmol kg}^{-1}$) que dans le sol ferrugineux ($< 1 \text{ cmol kg}^{-1}$) (**Tableau 3-1**) expliquerait cette différence d'adsorption. Plusieurs auteurs ont trouvé une forte corrélation entre les quantités adsorbées de Cu et Cd et la CEC du sol ($r^2 = 0,8 - 1$) (Usman, 2008 ; Vega *et al.*, 2010 ; Cerqueira *et al.*, 2011).

Les teneurs en carbone organique et en argiles plus élevées dans le sol vertique (0,9 - 1,0% et 28,1 - 29,3%, respectivement) que dans le sol ferrugineux (9,5 - 10,5% d'argile et 0,4

- 0,5% de CO) pourraient également expliquer l'adsorption de Cu et Cd plus élevée dans le sol vertique comparé au sol ferrugineux. En effet, les matières organiques, constituées par les substances humiques, possèdent un grand nombre de groupements fonctionnels (de type carboxyliques et/ou phénoliques) dont la dissociation leur confère une charge négative dans la gamme de pH des sols (4 - 7,5). Par conséquent, une proportion parfois importante d'ETM est adsorbée par ces substances humiques pour former le plus souvent des associations très stables (Norrstrom et Jacks, 1998). Nos résultats suivent la même tendance que ceux de Veeresh *et al.* (2003) qui montrent qu'un sol vertique plus riche en argiles et en CO (63,2% et 0,6%, respectivement) adsorbe plus Cu et Cd ($K_d = 275$ et 162 L kg^{-1} , respectivement) qu'un sol ferrallitique ($K_d = 108$ et $23,5 \text{ L kg}^{-1}$, avec 27,6% d'argiles et 0,5% de CO). Pour un même type de sol, l'adsorption de Cu et Cd peut être différente. Par exemple, notre sol vertique adsorbe moins Cd ($206,1 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) que celui étudié par Shaheen (2009) ($K_f = 575,4 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$), en accord avec sa teneur en CO (1,4%) plus élevée que celle de notre vertisol (1,0%). Toutefois, les différences en CO dans les sols ne semblent être le seul facteur qui influence l'adsorption de Cu et Cd.

Les paramètres tels que la composition minéralogique des argiles et les teneurs en oxydes de Fe, d'Al et de Mn pourraient également influencer l'adsorption du Cu et Cd. Il a été montré que la diffusion des ETM dans les espaces interfoliaires des argiles telles que les illites et les smectites peut conduire à leur rétention stable dans les sols (Bruemmer *et al.*, 1986). De ce fait, les plus fortes teneurs en argiles de type 2 :1 (chlorites, illites, smectites) dans le sol vertique que dans le sol ferrugineux (**Tableau 2-2**, partie 2) pourraient expliquer la plus importante adsorption du Cu et du Cd dans le sol vertique. En effet, Echeverria *et al.* (1998) montrent qu'un sol limono-argileux plus pauvre en CO (0,5%) adsorbe plus Cu et Cd ($K_f = 867$ et $96 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectivement) qu'un sol limoneux ($K_f = 53$ et $19 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectivement, pour 10,6% de CO). Ces auteurs expliquent cette différence par la présence des argiles de type 2 :1 dans le sol limono-argileux (montmorillonite, chlorite) non retrouvées dans le sol limoneux. De plus, des corrélations significatives ont été montrées entre l'adsorption de Cu et Cd et la quantité de smectites et chlorites dans les sols ($r = 0,65 - 0,70$) (Atanassova, 1999 ; Cerqueira *et al.*, 2011).

Par ailleurs, le sol vertique présente des teneurs en Al_2O_3 (9,8%) et en Fe_2O_3 (4,6%) plus élevées comparé au sol ferrugineux (3,5% Al_2O_3 et 1,1% de Fe_2O_3) (**Tableau 3-1**). Ces paramètres pourraient expliquer l'augmentation de l'adsorption du Cu et du Cd dans les sols. Toutefois, Vega *et al.* (2010) observent de faibles corrélations entre les teneurs en oxydes de Fe et d'Al et l'adsorption du Cu ($r^2 = 0,4$ et $0,3$) et du Cd ($r^2 = 0,4$ et $0,2$). En revanche, ces

auteurs obtiennent des corrélations significatives entre les quantités adsorbées de Cu ($r^2 = 0,8$) et de Cd ($r^2 = 0,9$) et les oxydes de Mn. Usman (2008), ainsi que Cerqueira *et al.* (2011) ont également observé des faibles relations entre les oxydes de Fe et d'Al et les quantités de Cu et Cd adsorbées sur les sols ($r^2 = 0,1 - 0,4$), mais des fortes corrélations avec les oxydes de Mn ($r^2 = 0,7 - 0,8$). De ce fait, les oxydes de Fe et d'Al n'auraient pas d'influence significative sur l'adsorption du Cu et Cd, contrairement aux oxydes de Mn qui pourraient augmenter l'adsorption du Cu et du Cd. Cependant, les faibles teneurs en MnO ($< 0,1\%$) dans nos deux sols (**Tableau 2-1**, partie 2) n'expliqueraient pas la différence d'adsorption de Cu et Cd entre le sol vertique et le sol ferrugineux.

Plusieurs propriétés physico-chimiques des sols pourraient donc intervenir dans l'adsorption de Cu et Cd. Une ACP nous a permis d'identifier les paramètres du sol (CO, CEC, pH, argile, Oxydes de Fe et d'Al) qui ont une influence plus importante sur la capacité d'adsorption (K_f) de Cu et Cd (**Figure 3-4**).

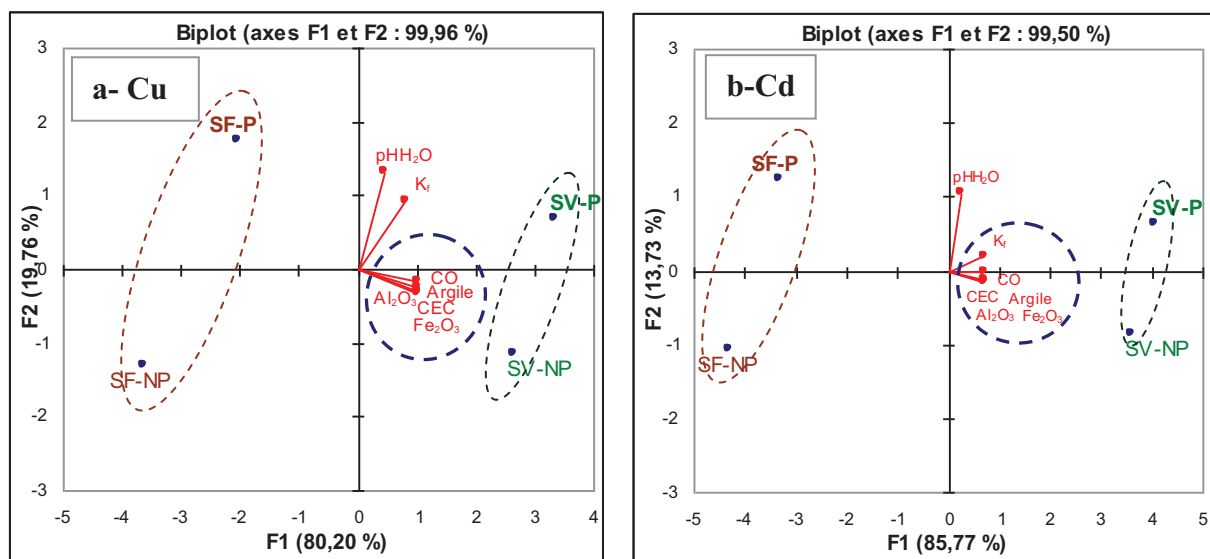


Figure 3-4 : Corrélation entre les propriétés physico-chimiques du sol et l'adsorption du cuivre (a) et cadmium (b), et plan factoriel de la répartition des échantillons de sols et de variables autour des axes principaux par ACP.

La contribution des axes principaux à la variation totale des ACP pour Cu et Cd sont respectivement de 80,20% et 85,77% pour l'axe 1 (F1) et de 19,76% et 13,73% pour l'axe 2 (F2), ce qui fait un total de 99,96% pour Cu et 99,50% pour Cd, valeurs qui sont acceptables.

Tous les paramètres sont situés dans les valeurs positives de F1, ce qui indique qu'ils contribueraient tous à l'augmentation de K_f de Cu et Cd sur le sol. Pour Cu, le pH semble plus influencer la variance de K_f par rapport aux autres paramètres du sol (**Figure 3-4-a**). En effet, selon la matrice de Pearson, les plus importantes corrélations (r) entre les variables du sol et l'adsorption de Cu (K_f) suivent l'ordre suivant : pH (0,901) > CO (0,708) > argile (0,656) > CEC (0,636) > Al_2O_3 (0,629) > Fe_2O_3 (0,624). Toutefois, aucune corrélation n'est significative ($p > 0,05$). Par contre, pour Cd, les paramètres portés par l'axe 1 (CO, CEC, argile, Oxydes de Fe et d'Al) contribueraient plus à la variance de K_f par rapport au pH (**Figure 3-4-b**) : CO (0,971) > argile (0,944) > CEC (0,943) > Fe_2O_3 (0,934) > Al_2O_3 (0,933) > pH (0,491). Dans ce dernier cas, il y a une corrélation significative entre les teneurs en carbone organique (CO) et les valeurs K_f de Cd. Ces résultats indiquent l'effet du carbone organique sur l'adsorption serait plus important pour Cd que pour Cu.

Par ailleurs, quel que soit l'élément métallique (Cu ou Cd), le coefficient d'adsorption (K_f) évolue de manière différente dans les deux sols étudiés. Il y a une différence très nette entre le sol vertique et le sol ferrugineux et entre les sols plantés et les sols non plantés. Le sol vertique a un K_f plus élevé, puisque tous les paramètres (CO, CEC, pH, argile, Oxydes de Fe et d'Al) contribuent de manière positive à l'augmentation de l'adsorption de Cu et Cd sur ce sol. Par ailleurs, ces ACP montrent que l'axe 2 oppose directement les sols plantés au vétiver aux sols non plantés, elles indiquent que le K_f serait plus important dans les sols plantés au vétiver (SV-P et SF-P) que dans les sols non plantés (SV-NP et SF-NP).

3.3.3. Effet du vétiver sur l'adsorption du Cu et du Cd.

Le vétiver influence très significativement l'adsorption du Cu ($p < 0,01$) et du Cd ($p < 0,001$) sur les sols. Les sols plantés au vétiver montrent une adsorption significativement plus élevée de Cu et de Cd ($K_f = 77 - 4445 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) que les sols non plantés ($K_f = 37 - 2921 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) (**Tableau 3-4**). La légère augmentation de la teneur en carbone organique en présence du vétiver (**Tableau 3-1**) pourrait expliquer en partie l'adsorption en Cu et Cd plus importante sur les sols plantés comparés aux sols non plantés. Par ailleurs, les composés exsudés par le vétiver pourraient influencer la capacité de Cu et Cd à s'adsorber sur les sols. Après six mois de croissance du vétiver, les sols plantés présentent plus d'acides acétique, citrique, oxalique et pyruvique que les sols non plantés (**Annexe 3-1**). Il pourrait y avoir complexation entre Cu et Cd et ces acides organiques plus abondants en présence du vétiver, ce qui pourrait augmenter l'adsorption de Cu et Cd dans les sols plantés au vétiver. En effet,

Naidu et Harter (1998) ont observé des liaisons entre les acides organiques (acétique, salicylique, oxalique, tartrique) et Cd ; dans leurs travaux, l'adsorption de Cd est trois fois plus importante dans 4 sols différents en présence d'acides acétique et nitrique comparés à celle mesurée dans les sols ne contenant pas d'acides organiques.

Par ailleurs, le pH augmente dans le sol vertique (de 0,4 unité) et dans le sol ferrugineux (de 0,7 unité) en présence du vétiver (**Tableau 3-1**). Cette augmentation de pH semble légère, mais elle pourrait entraîner une diminution de la solubilité des métaux et en conséquence augmenter leur adsorption à la surface du sol (Naidu et Harter, 1998 ; Bradl, 2004). De nombreux travaux ont montré de fortes corrélations positives entre le pH et l'adsorption de Cu ($r^2 = 0,8 - 0,9$) et Cd ($r^2 = 0,9 - 1$) dans plus de 8 sols différents (Vega *et al.*, 2010 ; Cerqueira *et al.*, 2011). Ainsi, Shaheen (2009), en étudiant l'adsorption de Cd sur deux sols ferrallitiques ont mesuré une capacité d'adsorption à pH 5,1 ($K_f = 20,4 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) plus faible qu'à pH 7,8 ($K_f = 354,8 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$), en relation avec la précipitation des oxydes de Fe et d'Al plus important à pH plus élevé, et par conséquent l'adsorption de Cd sur ces phases en suspensions.

Dans cette étude, l'adsorption de Cu en présence du vétiver est 1,5 fois et 9,6 fois plus importante, respectivement dans les sols vertique et ferrugineux comparés aux sols non plantés. De même, l'adsorption de Cd est de 1,4 fois et 2,1 fois plus élevée dans les sols vertique et ferrugineux plantés au vétiver par rapport aux sols non plantés. Ces résultats indiquent que le vétiver est plus efficace pour augmenter l'adsorption de Cu et Cd lorsqu'il est planté sur le sol ferrugineux comparé au sol vertique.

4. Conclusions

Les résultats indiquent une plus grande capacité d'adsorption du sol vertique pour l'endosulfan, le Cu et le Cd comparé au sol ferrugineux, en relation avec la teneur et la nature des argiles, leurs teneurs en carbone organique et leurs CEC. Par ailleurs, la présence du vétiver augmente l'adsorption de l'endosulfan, du Cu et du Cd, en rapport avec l'augmentation du carbone organique et d'acides organiques dans les sols plantés au vétiver.

En présence du vétiver, l'adsorption de l'endosulfan, de Cu et Cd a augmenté respectivement de 1,3 fois, 1,5 fois et 1,4 fois sur le sol vertique et de 1,1 fois, 9,6 fois et 2,1 fois sur le sol ferrugineux. Ainsi, le vétiver est plus efficace pour augmenter l'adsorption de l'endosulfan lorsqu'il est planté sur le sol vertique comparé au sol ferrugineux. Pour Cu et Cd, le vétiver augmente plus leur adsorption sur le sol ferrugineux que sur le sol vertique.

L'utilisation du vétiver permet d'augmenter l'adsorption de ces trois micropolluants, ce qui limiterait leur mobilité dans les deux sols étudiés. L'adsorption est le principal facteur d'immobilisation des micropolluants au niveau du sol et contrôle leur biodisponibilité. Toutefois, d'autres processus tels que la dégradation et/ou l'absorption par la plante peuvent également affecter les quantités des micropolluants biodisponibles. Les études d'adsorption ne permettent pas d'évaluer l'influence directe du vétiver sur les quantités mobilisables de l'endosulfan, de Cu et de Cd dans les sols. Il est donc nécessaire de compléter cette approche par des expériences qui permettent de suivre à plus long terme les quantités des 3 micropolluants dans les sols en présence du vétiver.

Le chapitre suivant concerne donc les essais en vases de végétation qui permettent de se rapprocher des conditions de la parcelle et de suivre au cours du temps, le devenir de l'endosulfan ($\alpha + \beta$), du Cu et du Cd dans les sols vertique et ferrugineux plantés ou non au vétiver.

Partie 4 :

**Devenir de l'endosulfan, du cuivre
et du cadmium en vases de
végétation**

1. Introduction

Dans l'environnement, l'évolution des pesticides et des éléments traces métalliques (ETM) est contrôlée par l'adsorption, la dégradation pour les composés organiques et la spéciation pour les ETM. Ces processus influencent la biodisponibilité des micropolluants dans les sols ainsi que leur transfert vers l'atmosphère, les eaux de surface et les eaux souterraines. Dans les sols, divers facteurs environnementaux (nature du sol, climat, couverture végétale) peuvent influencer le devenir des micropolluants. Dans le chapitre précédent, il a été montré que la présence du vétiver augmente significativement l'adsorption d'endosulfan, de Cu et Cd, ce qui limiterait leurs quantités biodisponibles dans la solution du sol. Outre les processus de sorption, la quantité d'endosulfan peut être dégradée partiellement ou totalement par les microorganismes du sol. La dégradation, qui est une voie de transformation des polluants organiques, peut être accélérée dans la rhizosphère par stimulation de l'activité microbienne (Dec et Bollag, 1994). Par ailleurs, si la plante est capable d'accumuler les micropolluants biodisponibles dans la solution du sol, elle limiterait par conséquent leur transfert vers différents compartiments l'environnement.

Le vétiver, grâce à ses caractéristiques morphologiques et physiologiques exceptionnelles, peut tolérer et absorber les pesticides (Boonsaner *et al.*, 2005), ainsi que les éléments traces métalliques (Chen *et al.*, 2000 ; Yang *et al.*, 2003). Ce chapitre a donc pour objectif d'étudier le devenir de l'endosulfan, du Cu et Cd en vases de végétation afin d'évaluer la capacité du vétiver à réduire leurs teneurs dans les sols vertique et ferrugineux au cours du temps.

2. Matériel et méthodes

2.1. Mise en place des vases de végétation

Les vases de végétation de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés au vétiver, et ayant reçu ou non de l'endosulfan, ou du Cu et du Cd ont été placés dans une chambre de culture (phytotron) sous conditions contrôlées : humidité de l'air à 70 %, température de 24°C

le jour et 20°C la nuit ⁽⁶⁾ et sous un éclairage par des lampes à 250 $\mu\text{mol photons m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ pour 12 h de jour et 12 h de nuit.

Un kilogramme de sol vertique ou ferrugineux a été placé dans un pot en plastique de 1 L (15 cm de diamètre et 13 cm de hauteur) à fond percé et tapissé d'une toile à bluter à mailles de 50 μm . Au total, 72 pots plantés (36 SV et 36 SF) ont reçu chacun 1 plant de vétiver avec les feuilles et racines taillées respectivement à 12 cm et 6 cm, et les 72 autres pots non plantés (36 SV et 36 SF) ont servi de témoin. Le repiquage a eu lieu le 23 juillet 2009 et les pots témoins non plantés (NP) et plantés au vétiver (P), disposés dans un phytotron, ont été tous arrosés deux fois par semaine à 60% de la capacité au champ pour le sol vertique (157 mL kg^{-1}) et le sol ferrugineux (107 mL kg^{-1}) (§ 1.3.2, partie 2).

Au total, 144 pots ont été obtenus pour la réalisation des expériences en vases de végétation : 72 pots plantés (36 SV et 36 SF) et 72 pots non plantés (36 SV et 36 SF). Quatre traitements ont été réalisés (**Figure 4-1**) : (1) 36 pots non traités et servant de blanc (18 par type de sol (9 NP et 9P)), (2) 36 pots traités à l'endosulfan (18 par type de sol (9 NP et 9P)), (3) 36 pots traités au mélange Cu + Cd à la concentration C1, autorisée dans les sols agricoles (100 mg Cu + 2 mg Cd par kg de sol) (18 par type de sol (9 NP et 9P)), et (4) 36 pots traités au mélange Cu + Cd à la concentration C2 (500 mg Cu + 10 mg Cd par kg de sol) (18 par type de sol (9 NP et 9P)) qui est 5 fois supérieure à la concentration C1.

Le 11 janvier 2010, l'endosulfan a été appliqué à 3 mg kg^{-1} à la surface des 36 pots. Le 25 janvier 2010, les deux concentrations différentes de Cu et Cd (C1 et C2) ont été appliquées dans les sols.

2.2. Biomasse du vétiver

Pour chacune des expériences, les prélèvements ont été réalisés à 0 jours (T0), à 3 mois (T3) et à 6 mois (T6) après application. Pour chaque modalité, le vétiver est récolté et les racines sont lavées seulement à l'eau du robinet afin d'éliminer les particules de terre puis rincées avec de l'eau distillée. Les parties aériennes et racinaires sont ensuite séparées et séchées à l'étuve à 60°C pendant 48 h. La biomasse des feuilles et des racines du vétiver est obtenue par pesée de la matière sèche.

⁶ A partir du 25 mai 2010, la température de nuit a été ramenée à 16 °C pour se rapprocher de l'écart de 8 °C entre le jour et la nuit au Burkina Faso. La température maximale à atteindre dans le phytotron était de 24 °C.

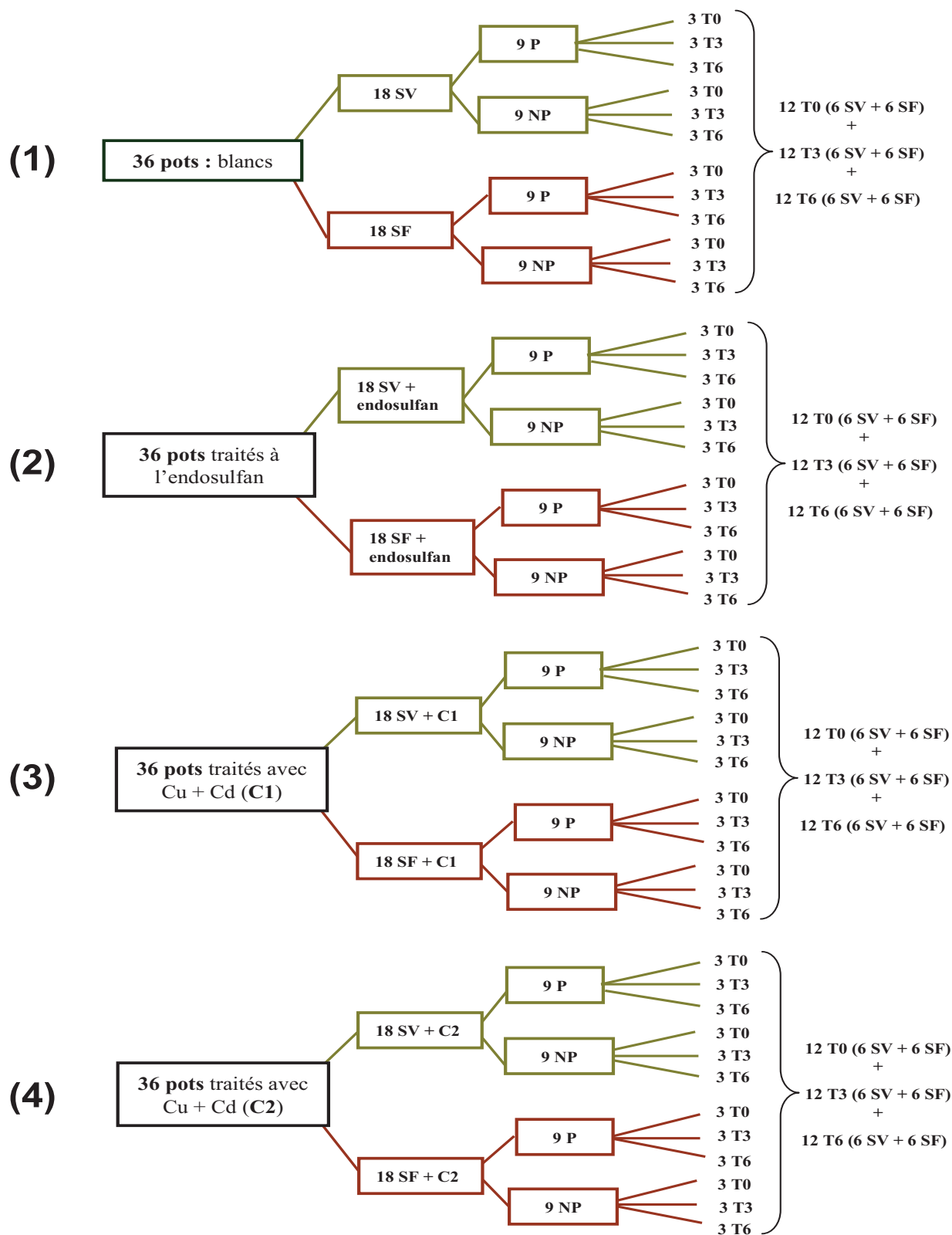


Figure 4-1 : Répartition des pots blancs (non traités) (1), traités à l'endosulfan (2) et au mélange Cu + Cd aux concentrations C1 : 100 mg Cu + 2 mg Cd / kg de sol (3) et C2 : 500 mg Cu + 10 mg Cd / kg de sol (4), avec SV : sol vertique, SF : sol ferrugineux, P : plantés, NP : non plantés, à 0 mois (T0), 3 mois (T3) et 6 mois (T6) après traitement.

2.3. Devenir de l'endosulfan en vases de végétation

2.3.1. Traitement et teneurs des résidus d'endosulfan dans le vétiver et le sol

Six mois après avoir planté le vétiver, 10 mL d'une solution éthanolique contenant 300 mg d'endosulfan $\alpha + \beta$ (70/30) par litre ont été appliqués à la surface du sol (176,6 cm²) de 36 pots [18 pots par type de sol (9 P et 9 NP)] (**Figure 4-1**), correspondant à une teneur en endosulfan de 3 mg kg⁻¹ de sol (1,77 kg ha⁻¹), soit 1,8 fois la dose agronomique. Trois répétitions par traitement ont été réalisées. Le prélèvement des sols a été effectué à trois temps : à 0 jours (T0), à 3 mois (T3) et à 6 mois (T6) après application de l'endosulfan.

Pour chaque temps de prélèvement, 12 pots blancs [6 SV (3 P et 3 NP) et 6 SF (3 P et 3 NP)] sont prélevés et sont communs à toutes les expériences en vases de végétation. Puis, 12 pots traités à l'endosulfan sont prélevés [6 SV (3 P et 3 NP) et 6 SF (3 P et 3 NP)]. Pour chaque pot, le kg de sol prélevé est divisé en 2 sous échantillons de 500 g de terre chacun. Cinq cents grammes de sol sont séchés pour extraction et analyses de l'endosulfan et de Cu et Cd. Puis, 50 g de sol frais sont conservés à 4°C pour les analyses microbiologiques. Les 450 g de sol frais restants sont stockés à -20°C.

2.3.2. Extraction des résidus d'endosulfan dans le vétiver

Les plants de vétiver ont été prélevés à T3 et T6 mois en fin d'expérience. Après séchage à 60°C pendant 48 h, les feuilles et les racines du vétiver sont broyées à l'aide d'un broyeur (Retsch, ZM 1). Six grammes par échantillon sont mélangés avec 6 g de terre diatomée (Sigma-Aldrich) préalablement chauffée à 500 °C pendant 2 h. L'ensemble bien homogénéisé est placé dans une cellule inox de 66 ml. L'endosulfan est extrait du vétiver par un système d'extraction accélérée par solvant (ASE 350, Dionex), l'extractant étant composé d'un mélange acétone et hexane (v/v, 1 :1) (Application Note 320 DIONEX, **annexe 4-1**). Les conditions d'extraction sont réalisées pour une température de 150 °C, une pression de 120 bars, avec 7 min de temps de chauffage, 5 min de temps statique, un volume de remplissage des cellules de 60 % et 60 secondes de purge. L'extrait est évaporé à sec sous azote puis repris dans 1 mL précis d'acétonitrile.

2.3.3. Extraction des résidus d'endosulfan dans les sols

Trois grammes de sol séchés, préalablement tamisés à 2 mm et homogénéisés, sont tamisés à 1 mm et mélangés avec 1 g de terre diatomée (Sigma-Aldrich). L'ensemble bien homogénéisé est placé dans une cellule inox de 10 ml. L'endosulfan est extrait du sol à l'aide de l'ASE (§ 2.3.2.). L'extrait est évaporé à sec sous azote puis repris dans 2 mL précis d'acétonitrile.

2.3.4. Analyse des résidus d'endosulfan

Les résidus d'endosulfan α , β et le métabolite endosulfan sulfate du vétiver et du sol sont analysés par chromatographie en phase liquide à haute performance (HPLC Ultimate 3000 de Dionex) avec une colonne Ascentis Xpress C18 de dimension 100 mm x 4,6 mm et de granulométrie 2,7 μm . Vingt μL d'échantillon sont injectés. L'élution est réalisée en mode isocratique à 70% acétonitrile / 30% H_2O à un débit de 1,6 mL min^{-1} . La détection de l'endosulfan α , β et sulfate est effectuée par une barrette de diodes à une longueur d'onde de 215 nm. La limite de quantification de l'endosulfan α , β et sulfate est de 0,03 mg kg^{-1} de la plante sèche et de 0,12 mg kg^{-1} de sol sec pour l'endosulfan α , β et sulfate.

Afin d'obtenir les rendements d'extraction de l'endosulfan par ASE, 2 mL d'une solution éthanolique de 15 mg L^{-1} d'endosulfan sont appliqués uniformément à la surface de 10 g de sol placés dans une boîte de Pétri en verre de 9 cm de diamètre. Après évaporation de l'éthanol (environ 40 min), 3 g de sol sont prélevés et mélangés avec 1 g de diatomée. L'extraction des résidus d'endosulfan du sol et leur analyse en HPLC sont réalisées comme décrit ci-dessus. Les rendements d'extraction moyens sont de $91,3 \pm 5,0\%$ pour α -endosulfan, de $99,2 \pm 1,6\%$ pour β -endosulfan et de $86,8 \pm 1,9\%$ pour l'endosulfan sulfate. Ils n'ont pas été pris en compte dans les concentrations finales.

L'estimation du temps de demi-vie (DT50) de l'endosulfan dans les sols est réalisée par l'équation 1 (eq. 1) (Ciglasch *et al.*, 2006) ; c'est un ajustement des moindres carrés des concentrations de l'endosulfan en fonction du temps.

$$C(t) = C_0 e^{-kt} \quad (\text{eq. 1})$$

avec $C(t)$ = concentration des l'endosulfan présente dans le sol au temps t , C_0 = concentration de l'endosulfan au temps $t = 0$, et k = la constante du taux de dissipation. Si $C(t) = 1/2 C_0$, la résolution eq. 1 pour obtenir le temps de demi-vie (DT50) est :

$$\text{DT50} = \ln(2) \times k^{-1} \quad (\text{eq. 2}).$$

2.3.5. Analyses microbiologiques

2.3.5.1. Microflore totale

Le dénombrement de la microflore cultivable est réalisé sur des microplaques dans un milieu liquide contenant du NB (Nutrient Broth, DIFCO) à 1 g L^{-1} . Un gramme de sol frais est introduit dans un tube stérilisé, avec 6 g de billes en verre stérilisées et 10 ml de NaCl ($8,5 \text{ g L}^{-1}$), puis l'ensemble est agité avec un agitateur rotatif à 120 rpm pendant 1h. La suspension ainsi obtenue constitue la dilution 10^{-1} . Une série de dilution de 10^{-2} jusqu'à 10^{-6} est ensuite réalisée avec NaCl à $8,5 \text{ g L}^{-1}$. Une microplaque contenant 96 puits alignés en 12 colonnes de 8 puits est utilisée. Chaque puits reçoit 200 μL de milieu NB. La numération de la microflore totale est réalisée sur les suspension-dilutions 10^{-2} à 10^{-6} avec 40 puits par dilution et 16 puits témoins (milieu NB seul) pour chaque microplaque. 25 μL de suspension de sol sont introduits dans chacun des puits (sauf dans les témoins). Les microplaques sont ensuite mises à incuber à l'obscurité à $28 \text{ }^\circ\text{C}$ pendant une semaine. Les champignons et les bactéries, au cours de leur développement troublent les milieux liquides, ces puits sont appelés puits positifs. En fin d'incubation, ces puits sont comptabilisés par mesure de la densité optique de chaque puits à 620 nm au spectrophotomètre (Xenius XML, SAFAS), suivie d'une lecture visuelle. La quantité de microorganismes présents est estimée à l'aide de la méthode MPN (Most Probable Number).

2.3.5.2. Microflore dégradant l'endosulfan

L'analyse de la microflore dégradant l'endosulfan est réalisée par culture en boîtes de Pétri sur un milieu gélosé composé de Bushnell Haas Broth : $3,27 \text{ g L}^{-1}$; Agar noble : 15 g L^{-1} et NaCl : $8,5 \text{ g L}^{-1}$. Une série de dilutions d'un gramme de sol de 10^{-1} jusqu'à 10^{-6} dans du NaCl à $8,5 \text{ g L}^{-1}$ est réalisée comme décrite pour l'analyse de la microflore totale (§ 2.3.5.1). Chaque boîte de Pétri reçoit ensuite 100 μL d'une solution d'hexane à 50 mg L^{-1} d'endosulfan ($\alpha + \beta$) (Li *et al.*, 2009), qui représente la seule source de carbone du milieu, 100 μL de suspension-dilutions de sol (10^{-3} à 10^{-6}). Des boîtes n'ayant pas reçu d'endosulfan servent de blanc. Trois répétitions sont réalisées par échantillon et les boîtes de Pétri sont ensuite placées en incubation à $28 \text{ }^\circ\text{C}$ dans l'obscurité pendant une semaine. Le nombre de colonies formant une unité (CFU) développées sur le milieu gélosé est compté et rapporté aux 100 μL de suspension dilution, puis aux 10 mL de la dilution 10^{-1} afin d'obtenir le nombre de CFU par gramme de sol.

2.4. Devenir du Cu et Cd en vases de végétation

2.4.1. Traitement et suivi de Cu et Cd en vases de végétation

Trente-six pots de chaque type de sol dont 18 NP et 18 P sont utilisés durant l'expérimentation. Dix huit pots dont 9 NP et 9 P reçoivent une dose de 100 mg de Cu (CuCl_2) + 2 mg de Cd (CdCl_2) par kg de sol (C1) correspondant à la concentration maximale en Cu et Cd autorisée dans les sols⁷. Dix huit autres pots (9 NP et 9P) sont traités avec 500 mg de Cu +10 mg de Cd par kg de sol (C2) (**Figure 4-1**) correspondant à 5 fois la concentration C1. Chaque pot a donc reçu 10 ml de solution Cu + Cd à une concentration C1 (10 g Cu + 0,2 g Cd. L⁻¹) ou C2 (50 g Cu + 1 g Cd L⁻¹). Lors du traitement à la concentration C1, un pot contenant du sol vertique a été confondu et considéré comme un sol ferrugineux. Il y a donc un sol vertique en plus traité à la concentration C1 et un sol ferrugineux en moins pour ce traitement. C'est pourquoi nous avons 4 échantillons SV-P+C1 et 2 échantillons SF-P+C1 pour le prélèvement à T0 mois.

Une semaine après avoir apporté les doses de Cu et de Cd, une chlorose a été observée sur les parties aériennes du vétiver dans les pots ayant reçu 500 mg de Cu +10 mg de Cd par kg de sol. Ceci est probablement dû à une toxicité des ETM. Les 72 pots regroupant les deux types de sols, témoins et plantés au vétiver, traités avec les deux concentrations en Cu-Cd, ont donc reçu un apport en N (NH_4NO_3), P et K (KH_2PO_4) (Chen *et al.*, 2004) tous les 15 jours en appliquant 120 mg N + 40 mg P + 40 mg K (3-1-1) par kg de sol (Chiu *et al.*, 2005), afin d'améliorer la croissance du vétiver. Par ailleurs, l'apport de N.P.K peut être nécessaire afin de soulager ou d'alléger la toxicité des ETM pour le vétiver (Pang *et al.*, 2003). Afin d'homogénéiser les teneurs en nutriments dans tous les sols étudiés en vases de végétation, les 36 pots blancs et les 36 pots traités avec l'endosulfan ont également reçu les mêmes quantités de N, P et K. L'ensemble des 144 pots étudiés en vases de végétation a donc reçu N, P et K en même quantité.

Pour chaque temps (T0, T3 et T6 mois), 24 pots sont prélevés : 6 SV (3 P et 3 NP) et 6 SF (3 P et 3 NP) traités avec la solution C1, 6 SV (3 P et 3 NP) et 6 SF (3 P et 3 NP) traités avec la solution C2. Douze pots blancs [6 SV (3 P et 3 NP) et 6 SF (3 P et 3 NP)] communs à toutes les expériences en vases de végétation (§ 2.3.1) sont également prélevés pour chaque temps.

⁷ Arrêté du 08/01/98 fixant les prescriptions techniques applicables aux épandages de boues sur les sols agricoles pris en application du décret n° 97-1133 du 08/12/97 relatif à l'épandage des boues issues du traitement des eaux usées (J.O. du 31 janvier 1998).

2.4.2. Teneurs totales en Cu et Cd dans le vétiver

Les parties aériennes et racinaires, préalablement séchées et pesées, sont broyées respectivement à l'aide d'un broyeur (Retsch, ZM 1) ou d'un pilon par ajout d'azote liquide dans un mortier en porcelaine. 200 mg de feuilles ou de racines broyées sont mélangés avec 2 ml d'eau oxygénée (H₂O₂ : 30 %) et 4 ml d'acide nitrique (HNO₃ : 69 %) dans un creuset en Teflon® « bombe ». Les "bombes" sont placées dans un four micro-onde (MARS 5) à haute température et haute pression (170°C, 2 MPa, 1200 W). La minéralisation est réalisée pendant 10 min suivies de 30 à 35 min de refroidissement. Les minéralisats sont ensuite filtrés dans des fioles jaugées de 25 ml et ajustés avec de l'eau ultra pure (18 Ω). Les éléments suivant : Al, Fe, Mn, Ni, Cu, Cd, Co, Cr, Zn et Pb sont analysés à l'ICP-AES avec une limite de quantification de 0,63 mg kg⁻¹ de matière sèche pour chacun des éléments.

2.4.3. Teneurs totales en Cu et Cd dans les sols

L'analyse élémentaire minérale est réalisée par fusion alcaline selon la méthode de Jeanroy (1974) modifiée, par l'apport du fondant qui est un mélange métaborate / tétraborate de lithium (ratio : 80 / 20, 90 g.L⁻¹). Cent milligrammes de sol sec broyés à l'aide d'un broyeur (Retsch MM 200) sont mélangés avec 1 g de métaborate de lithium dans un creuset en graphite. Pour les échantillons prélevés à T0 et T3 mois, ce mélange est homogénéisé et porté à 1000 - 1100 °C dans un four protégé de l'air. Après 5 min de fusion, la perle ainsi obtenue est coulée dans un bécher contenant une solution nitrique (1 ml de HNO₃ 65 % pour 100 ml d'eau préchauffée à 80 °C). Le mélange est agité à l'aide d'un barreau aimanté jusqu'à dissolution intégrale soit environ 30 mn, puis complété à 200 ml dans une fiole jaugée. Pour les échantillons prélevés à T6 mois⁸, le mélange sol et métaborate-tétraborate est porté à 1020 °C dans un four à moufle pendant 15 min. La perle obtenue est ensuite coulée dans un bécher contenant 10 ml de HNO₃ et 75 ml d'eau ultra pure (18 Ω). La dissolution du mélange se fait par agitation à l'aide d'un barreau aimanté dans une fiole jaugée de 100 ml. L'analyse des éléments minéraux majeurs : Al, Fe, Mn, Mg, Na, P, S, Si, Ca et K et traces : Cu, Cd, Co, Cr, Zn et Pb est réalisée à l'aide d'une spectrométrie d'émission atomique ICP – AES (Inductively coupled plasma – Atomic Emission Spectroscopy) (Varian 702-ES). La limite de quantification est de 4,22 ± 0,26 mg kg⁻¹ de sol sec pour chacun des éléments. La perte au feu

⁸ Le four à moufle a été utilisé à T6 mois parce que le premier four (à haute fréquence) utilisé pour la fusion alcaline des échantillons prélevés à T0 et T3 mois était en disfonctionnement.

est réalisée après combustion à 1000 °C pendant 1 heure, sur 100 mg de chacun des sols. Pour T6 mois, le Cd total a été mis en solution par les acides fluorhydrique et perchlorique (HF - HClO₄ ;) par l'INRA d'Arras selon la norme NF X31 - 147 et analysé par spectrométrie de masse couplée à un plasma inductif (ICP-MS). La limite de quantification de Cu et Cd est de 0,2 et 0,02 mg kg⁻¹ de sol, respectivement.

2.4.4. Teneur en Cu et Cd échangeables au MgCl₂

La solution MgCl₂ (0,1 M) a été choisie après des tests préalables avec CaCl₂ (0,01 M) et MgCl₂ (0,1 M) pour estimer les quantités de Cu et Cd mobiles et accessibles par les plantes. MgCl₂ (0,1 M) a permis d'extraire les quantités en Cu et Cd plus importantes dans nos deux sols (vertique et ferrugineux).

Les extractions sont réalisées pour chacune des modalités afin de quantifier la fraction d'ETM échangeable à MgCl₂ ou biodisponible (Ma et Rao, 1997). Un gramme de sol tamisé à 2 mm est placé dans un tube polycarbonate (PC) de 50 mL avec 40 mL de solution de MgCl₂ (0,1 M). L'ensemble est mélangé à l'aide d'un agitateur rotatif pendant 1 h et centrifugé à 2892 g pendant 10 min. Le surnageant obtenu est filtré à 0,45 µm avec un filtre papier sans cendre (WhatmanTM) dans une fiole de 50 mL, puis 2 gouttes d'acide nitrique à 69 % sont ajoutées dans le filtrat, et le mélange est ajusté à 50 mL avec de l'eau ultra pure (18 Ω) avant analyse par ICP-AES. La limite de quantification dans les sols est de 0,25 mg kg⁻¹ pour chacun des éléments.

2.5. Analyses statistiques

Les analyses de variance (ANOVA) et les comparaisons de moyennes entre les différentes modalités ont été réalisées à l'aide du test Newman-Keuls avec un intervalle de confiance à 95% en utilisant le logiciel XLSTAT. Des ANOVA à un, deux et trois facteurs ont été réalisées suivant le nombre de facteurs (type de sol, avec ou sans traitement, planté au vétiver ou non planté) impliqués lors des expériences pour chaque temps de prélèvement (T0, T3 et T6 mois). Les différences significatives sont notées par : * p < 0,05 (significatif) ; ** p < 0,01 (très significatif) ; *** p < 0,001 (hautement significatif) et n.s : effet non significatif. Chaque paramètre étudié (biomasse, concentration d'endosulfan, de Cu ou de Cd, microflore) a été ensuite analysé pour suivre son évolution entre les différents temps de prélèvement en considérant le temps comme facteur indépendant. Les différences significatives entre différents temps sont notées par différentes lettres : a, b et c avec a > b > c.

3. Résultats et discussions

3.1. Influence de l'endosulfan, de Cu et Cd sur la croissance du vétiver

Pour le suivi de l'endosulfan en vases de végétation, la biomasse des parties aériennes et racinaires du vétiver de chaque modalité est présentée dans la **figure 4-2** et dans l'**annexe 4-2**.

A T0 et à T3 mois après traitement, la biomasse des parties aériennes et racinaires du vétiver n'est pas significativement influencée par le type de sol ni par le traitement à l'endosulfan (**Figure 4-2**). Par contre, à T6 mois, la biomasse des parties aériennes est significativement plus élevée ($p < 0,05$) dans le sol vertique (11,09 - 16,94 g) comparé au sol ferrugineux (10,27 - 11,51 g). Même si les racines montrent les mêmes tendances, aucun effet significatif de la nature du sol n'a été observé sur la biomasse des racines à T6 mois. La teneur en CO plus élevée dans le vertisol (1,0%) que dans le sol ferrugineux (0,5%) pourrait expliquer la différence de la biomasse des feuilles. De plus, la CEC du sol vertique est plus élevée (13,09 cmol kg⁻¹) que celle du sol ferrugineux (1,69 cmol kg⁻¹) (**Tableau 2-1**). Le sol vertique peut donc retenir plus de cations qui pourraient servir à améliorer la structure du sol ou à alimenter les végétaux (NH⁴⁺ par exemple). Par ailleurs, le pH du sol vertique est plus élevé (pH 6,4) que celui du sol ferrugineux (5,7) ; les éléments minéraux pourraient être plus assimilables dans le sol vertique qui a un pH s'approchant le plus de la neutralité. Six mois après application, l'endosulfan ne présente aucun effet significatif sur la biomasse des parties aériennes et racinaires du vétiver (**figure 4-2**).

Pour l'ensemble des modalités, la biomasse totale du vétiver (feuilles + racines) dans le sol vertique (19,35 - 27,28 g) et dans le sol ferrugineux (17,71 - 19,70 g) à T6 mois (**figure 4-2, annexe 4-2**) n'est pas significativement influencée par la nature du sol ($p = 0,11$), ni par le traitement par l'endosulfan ($p = 0,28$). En fonction du temps, cette biomasse est significativement plus élevée à T6 mois comparé à T3 mois ($p < 0,05$) et à T0 mois ($p < 0,001$).

Pour le traitement **Cu + Cd**, les résultats et les analyses statistiques réalisées sur la biomasse des parties aériennes et des racines du vétiver sont donnés dans le **tableau 4-1** et l'**annexe 4-3**.

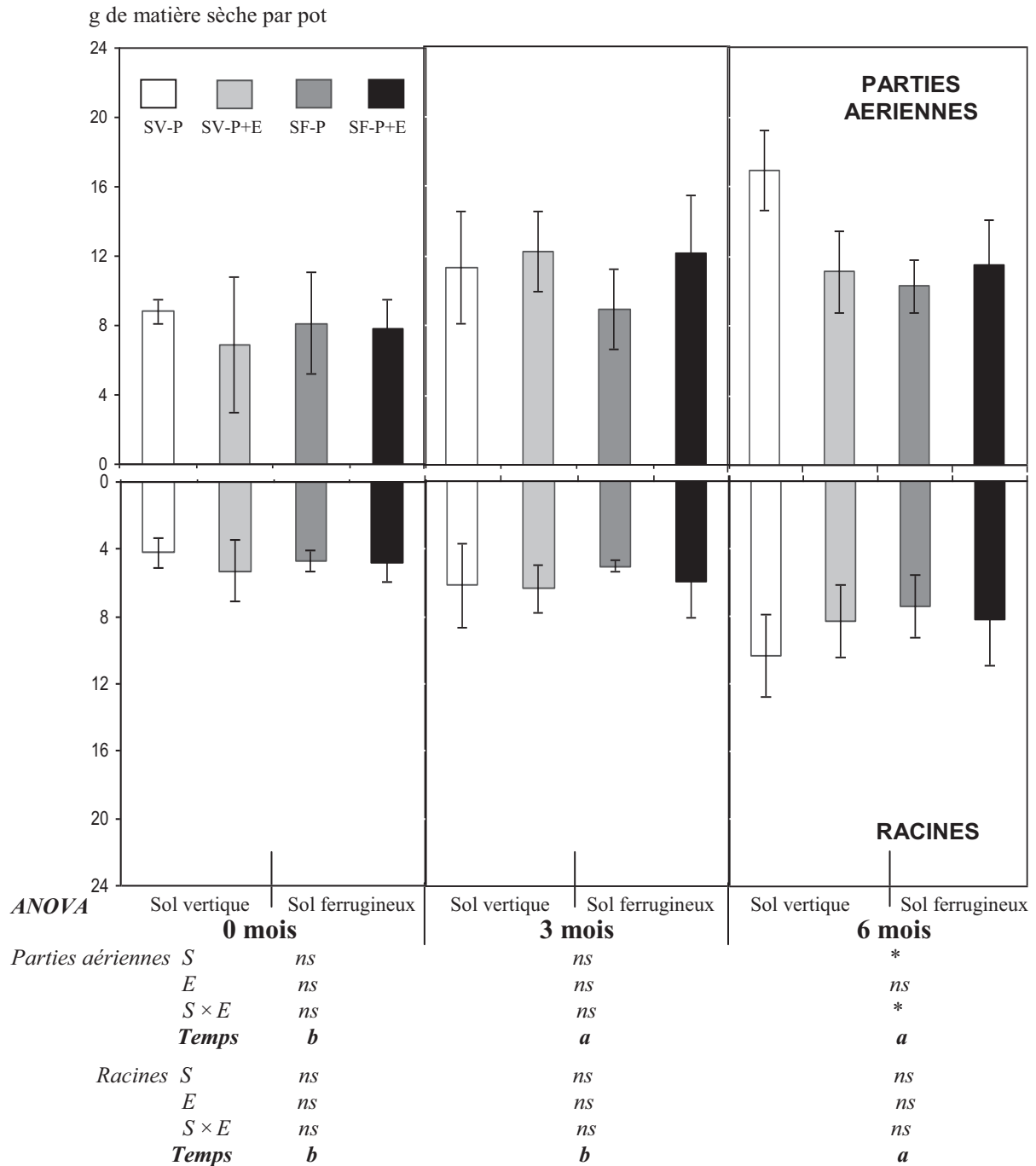


Figure 4-2 : Biomasse des parties aériennes et racinaires du vétiver à 0, 3 et 6 mois après apport de l'endosulfan (+ E) sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF).

Les valeurs représentées sont les moyennes de trois réplicats, la barre d'erreur est une déviation standard (n= 3). Les analyses statistiques sont réalisées pour les paramètres *biomasse des parties aériennes* et des *racines* par ANOVA à deux facteurs : type de sol (S) et avec ou sans endosulfan (E) par temps de prélèvement (0, 3 et 6 mois). Pour le paramètre « temps », une ANOVA englobant les facteurs S et E est réalisée sur l'ensemble de données de 0 à 6 mois afin d'étudier la croissance du vétiver soumis à différentes modalités en fonction du temps. Les différences significatives sont données par : * p< 0,05 (significatif), *** p< 0,001 (hautement significatif) et n.s : effet non significatif.

A T3 mois, la nature du sol n'a pas d'effet significatif sur la biomasse des parties aériennes du vétiver. En revanche, le poids des racines est significativement plus élevé ($p < 0,05$) dans le sol vertique (5,39 - 6,19 g) que dans le sol ferrugineux (3,64 - 5,03 g) (**Tableau 4-1**). Par ailleurs, les concentrations C1 (100 mg Cu + 2 mg Cg kg⁻¹ de sol) et C2 (500 mg Cu + 10 mg Cg kg⁻¹ de sol) n'ont pas d'influence significative sur la biomasse des parties aériennes et racinaires du vétiver (**Tableau 4-1**).

Six mois après traitement, la nature du sol influence significativement la croissance du vétiver ; le poids des feuilles de vétiver est significativement plus élevé ($p < 0,05$) pour le sol vertique (7,82 - 16,94 g) comparé au sol ferrugineux (8,20 - 10,49 g). Par contre, la biomasse des racines ne diffère pas significativement entre le sol vertique (4,76 - 10,34 g) et le sol ferrugineux (4,02 - 7,44 g) (**Tableau 4-1**). De plus, la biomasse totale du vétiver (feuilles + racines) est significativement plus élevée ($p < 0,05$) dans le sol vertique (12,58 - 27,28 g) comparé au sol ferrugineux (12,22 - 17,71 g), en relation avec la teneur en CO et en CEC plus élevée dans le sol vertique que dans le sol ferrugineux.

Tableau 4-1: Biomasse des feuilles et racines sèches du vétiver à T0, T3 et T6 mois après apport de Cu et Cd ; traitement C1 = 100 mg Cu + 2 mg Cg kg⁻¹ de sol et traitement C2 = 500 mg Cu + 10 mg Cg kg⁻¹ de sol.

Les analyses statistiques sont réalisées sur *la biomasse des parties aériennes* et *la biomasse des racines* par ANOVA à deux facteurs ; type de sol (S), et traitement (T). Pour le paramètre « temps », une ANOVA englobant les facteurs S et T est réalisée sur l'ensemble de modalités de 0 à 6 mois afin de suivre la croissance du vétiver au cours du temps. Les différences entre les modalités sont analysées par le test de Newman-Keuls (SNK), avec un intervalle de confiance de 95%. Les différences significatives sont données par : * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$ et ns : effet non significatif.

Echantillons	Feuilles (g)			Racines (g)		
	0 mois	3 mois	6 mois	0 mois	3 mois	6 mois
SV-P	8,81 ± 0,70	11,30 ± 3,25	16,94 ± 2,29	4,20 ± 0,87	6,19 ± 2,50	10,34 ± 2,48
SV-P+C1	8,31 ± 3,89	10,56 ± 4,48	11,58 ± 1,61	3,75 ± 0,77	5,43 ± 1,19	7,26 ± 1,11
SV-P+C2	8,58 ± 2,52	10,81 ± 2,98	7,82 ± 1,30	3,16 ± 1,51	5,39 ± 1,80	4,76 ± 1,41
SF-P	8,14 ± 2,96	8,92 ± 3,27	10,27 ± 2,15	4,66 ± 0,61	5,03 ± 0,52	7,44 ± 2,64
SF-P+C1	9,25 ± 0,95	7,79 ± 2,84	10,49 ± 4,12	3,45 ± 0,91	3,94 ± 0,76	5,90 ± 3,34
SF-P+C2	7,65 ± 2,21	8,15 ± 2,37	8,20 ± 2,35	4,05 ± 1,01	4,53 ± 1,22	4,02 ± 0,99

ANOVA

<i>Sol (S)</i>	ns	ns	*	ns	*	ns
<i>Traitement (T)</i>	ns	ns	**	ns	ns	**
<i>Blanc</i>			a			a
<i>+ C1</i>			a			ab
<i>+ C2</i>			b			b
<i>S × T</i>	ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>Temps</i>	a	a	a	c	b	a

Par rapport aux blancs (non traités), aucun effet significatif n'a été observé pour le traitement C1 sur la biomasse des parties aériennes et racinaires du vétiver. En revanche, le traitement C2 montre un effet très significatif sur la croissance du vétiver ; les pots ayant reçu la concentration C2 présentent une biomasse des parties aériennes (8,20 - 7,82 g) et racinaires (4,02 - 4,76 g) significativement plus faible ($p < 0,01$) comparés aux blancs non traités (racines : 7,44 - 10,34 g et feuilles : 10,27 - 16,94 g) à T6 mois (**Tableau 4-1**). De plus, la biomasse totale du vétiver (feuilles + racines) pour le traitement C1 (16,40 - 18,84 g) ne diffère pas significativement de celle des blancs ($p = 0,056$), en revanche, elle est plus élevée que celle des pots ayant reçu le traitement C2 (12,22 - 12,58 g) ($p < 0,043$). Ces résultats indiquent que la croissance du vétiver se fait de manière normale sur les sols contaminés à la concentration C1 (100 mg Cu et 2 mg de Cd kg^{-1} de sol), et qu'à partir de la concentration C2 (5 fois supérieure à celle de C1), la croissance du vétiver est limitée. En effet, Truong et Pease (2001) ont montré que les teneurs en Cu (50 - 174 mg kg^{-1}) et Cd (20 - 22 mg kg^{-1}) dans les sols n'affectaient pas la croissance du vétiver. Dans nos conditions, les plus fortes concentrations en métaux (500 mg Cu kg^{-1} + 10 mg Cd kg^{-1} de sol) ont certainement causé une toxicité chez le vétiver, ce qui expliquerait la biomasse totale du vétiver pour les blancs (17,71 - 27,28 g) significativement plus élevée ($p < 0,01$) que celle des pots traités avec C2 (12,22 - 12,58 g) (**Annexe 4-3**).

L'interaction sol \times traitement non significatif indique que la nature du sol influence la croissance du vétiver indépendamment des traitements C1 et C2, et que les traitements influencent la croissance du vétiver indépendamment de la nature du sol.

Dans nos sols, la biomasse totale du vétiver est similaire pour toutes les modalités à T3 mois. Six mois après traitement, le sol vertique a favorisé la croissance du vétiver comparé au sol ferrugineux. Par rapport aux différents traitements, l'endosulfan appliqué à 3 mg kg^{-1} , et le traitement Cu + Cd à la concentration C1 (100 mg Cu et 2 mg Cd g kg^{-1} de sol) n'ont pas d'effet significatif sur la biomasse du vétiver six mois après traitement. En revanche, la croissance du vétiver est affectée par la toxicité du traitement métallique à la concentration C2 (500 mg Cu et 10 mg Cd g kg^{-1} de sol), ce qui expliquerait la biomasse totale du vétiver dans les blancs significativement plus élevée que celles des pots traités avec C2.

3.2. Devenir de l'endosulfan dans les sols plantés au vétiver

3.2.1. Teneur en endosulfan dans le vétiver et dans les sols

Les teneurs en endosulfan α , β et sulfate sont inférieures à la limite de quantification (LQ = 0,03 mg kg⁻¹ de matière sèche) dans les parties aériennes et racinaires du vétiver prélevées 6 mois après traitement. L'endosulfan utilisé (> 99% de pureté, Cluezau, Sainte-Foy-La-Grande, France) était composé de α/β -endosulfan à 70 / 30%. Les résidus extraits à T0 semblent indiquer une proportion plutôt équilibrée entre α et β -endosulfan.

Dans les sols, les teneurs en endosulfan α , β et sulfate obtenues avec les différentes modalités sont données dans la **figure 4-3** et l'**annexe 4-4**. Les résultats finaux n'ont pas été corrigés des rendements d'extraction.

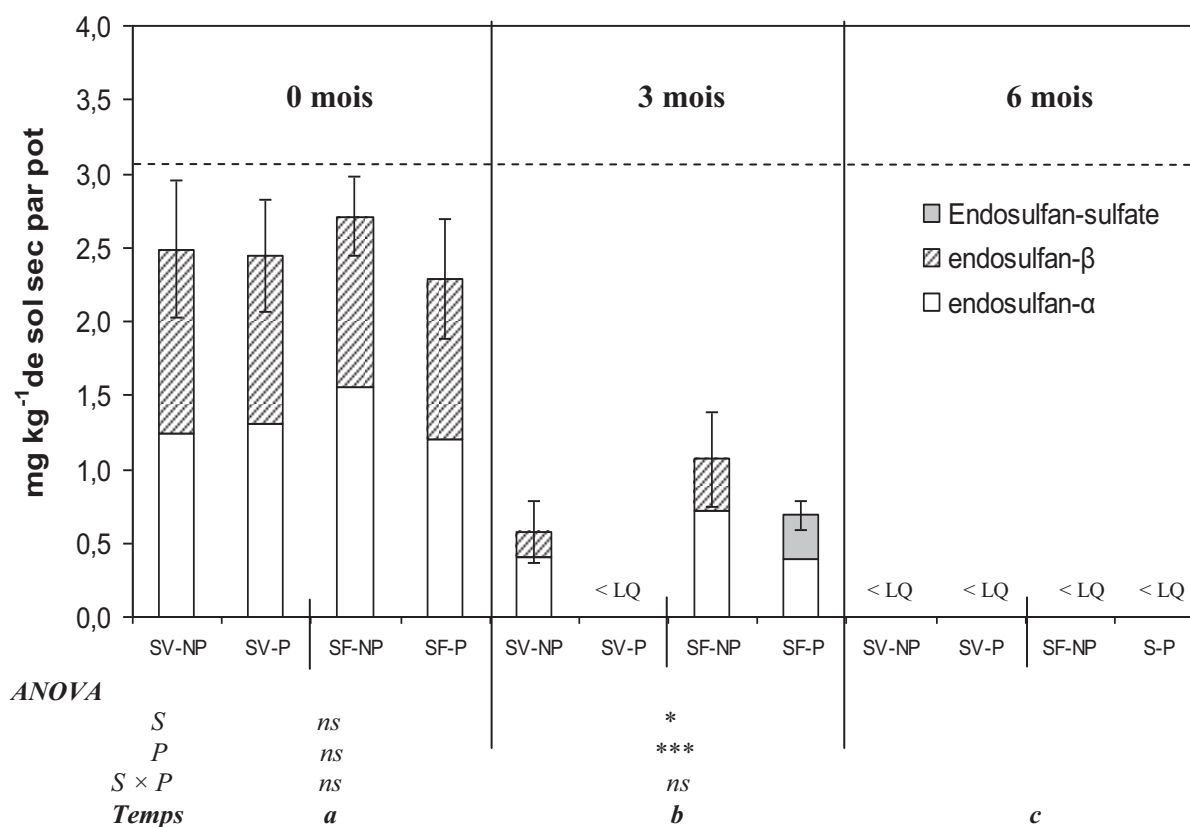


Figure 4-3: Teneur en endosulfan ($\alpha + \beta$) dans les sols verticale (SV) et ferrugineux (SF), plantés (P) et non plantés (NP) à 0 mois, 3 mois et 6 mois après application de l'endosulfan.

Les valeurs représentées sont les moyennes de trois réplicats, la barre d'erreur est une déviation standard (n= 3). Les analyses statistiques sont réalisées sur la teneur en endosulfan par ANOVA à deux facteurs : type de sol (S) et Plante (P) pour chaque temps de prélèvement (0, 3 et 6 mois). Pour le paramètre « temps », une ANOVA englobant les facteurs S et P est réalisée sur l'ensemble de modalités de 0 à 6 mois afin de suivre le devenir de l'endosulfan au cours du temps. Les différences significatives sont données par : * p< 0,05 (significatif) ; ** p< 0,01 (très significatif), *** p< 0,001 (hautement significatif) et ns : effet non significatif. LD : limite de détection = 0,12 mg kg⁻¹ de sol.

A T0 mois, la nature du sol et la présence du vétiver n'influencent pas significativement la teneur en endosulfan dans les sols. La teneur en endosulfan mesurée dans les sols vertique et ferrugineux non plantés est respectivement de $2,49 \pm 0,47 \text{ mg kg}^{-1}$ et $2,71 \pm 0,27 \text{ mg kg}^{-1}$, et de $2,44 \pm 0,38 \text{ mg kg}^{-1}$ et $2,29 \pm 0,40 \text{ mg kg}^{-1}$ de sol sec dans les sols vertique et ferrugineux plantés au vétiver, respectivement (**Annexe 4-4**). Ces teneurs en endosulfan représentent $83,0 \pm 15,6\%$, $90,4 \pm 9,0\%$, $81,5 \pm 12,6\%$ et $76,3 \pm 13,4\%$ de la quantité appliquée, respectivement. Ces quantités d'endosulfan retrouvées sont relativement moins importantes que les rendements d'extraction obtenus de $91,3 \pm 5,0\%$ pour α -endosulfan et de $99,2 \pm 1,6\%$ pour β -endosulfan. Les pertes d'endosulfan à T0 mois pourraient s'expliquer par la formation des résidus non extractibles ou par sa volatilisation durant les 5 jours de conditionnement des échantillons de terre avant l'extraction (séchage, tamisage), en relation avec sa constance de Henry élevée ($1,48 \text{ Pa m}^3 \text{ mol}^{-1}$, FOOTPRINT, 2011).

A partir de T3 mois, les quantités extractibles d'endosulfan sont significativement plus importantes ($p < 0,05$) dans le sol ferrugineux ($0,39 - 1,07 \text{ mg kg}^{-1}$) comparé au sol vertique ($< \text{LQ} - 0,57 \text{ mg kg}^{-1}$) (**Figure 4-3**). L'apparition de l'endosulfan sulfate ($0,30 \text{ mg kg}^{-1}$) dans le sol ferrugineux indique qu'il y a dégradation de l'endosulfan ; c'est le premier métabolite formé lors de la dégradation de l'endosulfan α et β par les microorganismes du sol (Martens, 1977 ; Awasthi *et al.*, 2000 ; Ghadiri and Rose, 2001). Toutefois, les produits de dégradation d'endosulfan n'ont pas été détectés dans le sol vertique, mais ce dernier sol présente les plus faibles teneurs en endosulfan α ($< 0,12 - 0,80 \text{ mg kg}^{-1}$) et β ($< 0,12 - 0,52 \text{ mg kg}^{-1}$) comparé au sol ferrugineux ($0,28 - 1,40 \text{ mg kg}^{-1}$ et $< 0,12 - 1,04 \text{ mg kg}^{-1}$, respectivement) (**Annexe 4-4**). Les teneurs en argiles et en matières organiques plus élevées dans le sol vertique favorisent une adsorption plus intense de l'endosulfan sur ce sol ($K_f = 7,24 - 9,73 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) que sur le sol ferrugineux ($K_f = 6,27 - 6,53 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) (§ 3.2.2, partie 3), ce qui pourrait favoriser la formation de résidus non extractibles dans le sol vertique, limitant ainsi l'accessibilité et l'extraction de l'endosulfan (Atasoy *et al.*, 2009). Ce processus combiné à la minéralisation de l'endosulfan pourrait expliquer la dissipation de l'endosulfan plus importante dans le sol vertique. Savadogo *et al.* (2008 ; 2009) ont aussi trouvé une dissipation de l'endosulfan, appliqué à 3 mg kg^{-1} et à 10 mg kg^{-1} de sol, plus importante dans le sol vertique (83,5% et 63% de la dose appliquée, respectivement) que dans les sols ferrugineux (50,6% et 5%) et ferrallitique (50% et 3%) 5 jours après incubation à 28°C . Ces auteurs pensent qu'en plus de la dégradation microbienne plus importante dans le sol vertique, en relation avec son nombre de bactéries plus élevé ($37,6 \text{ cfu} \times 10^7 \text{ g}^{-1}$ de sol sec) par rapport aux sols ferrugineux ($20,1 \text{ cfu} \times 10^7 \text{ g}^{-1}$ de sol sec) et ferrallitique ($7,9 \text{ cfu} \times 10^7 \text{ g}^{-1}$ de sol sec), l'adsorption de

l'endosulfan par les argiles et les matières organiques plus abondantes dans le sol vertique expliquerait cette différence de dissipation.

A T6 mois, les teneurs en endosulfan α , β et sulfate sont inférieures à la limite de quantification (LQ = 0,12 mg kg⁻¹ de sol) pour toutes les modalités. Les temps de demi-vie (DT50) moyens de l'endosulfan estimés dans les sols non plantés sont de 40,6 et 43,1 jours, respectivement pour les sols vertique et ferrugineux, et de 34,5 et 40,6 jours dans ces derniers sols plantés au vétiver, respectivement (**Annexe 4-5**). Dans nos sols, les valeurs DT50 estimées de l'endosulfan varient de 34,5 à 43,1 jours, elles sont comprises dans la fourchette des valeurs DT50 d'endosulfan obtenue dans la littérature qui est de 4 à 131 jours (Savadogo *et al.*, 2006 ; Tariq *et al.*, 2006). Par ailleurs, elles sont proches de la DT50 moyenne d'endosulfan estimée dans la littérature de 50 jours (au laboratoire) (FOOTPRINT, 2011).

D'après les valeurs estimées de DT50, la dissipation de l'endosulfan serait légèrement plus importante dans le sol vertique que dans le sol ferrugineux, et dans les sols plantés comparés aux sols non plantés. Cette différence de persistance de l'endosulfan entre nos deux sols pourrait s'expliquer par le pH plus élevé dans le sol vertique (6,4) que dans le sol ferrugineux (5,7) (**Tableau 2-1**, partie 2). En effet, Awasthi *et al.* (2000) ont montré que les quantités dégradées d'endosulfan α et β dans un sol argilo-limoneux à pH 5 (7% et 12%, respectivement) devenaient deux fois plus importantes dans ce même sol à pH 7,5 (14% et 23%, respectivement), après 6 semaines d'incubation à 28 °C. D'après ces auteurs, la dégradation de l'endosulfan dans le sol serait plus rapide à pH alcalin, sa dégradation optimale observée à pH 8.5 résulterait d'une meilleure biodisponibilité de l'endosulfan et de l'activité biotique du sol plus importante à ce pH.

Les valeurs DT50 obtenues dans les sols vertique (40,6 jours) et ferrugineux (43,1 jours) sont plus élevées que celles obtenues dans ces mêmes sols par Savadogo *et al.* (2006) (4 et 4,5 jours, respectivement pour le sol vertique et le sol ferrugineux). Cette différence pourrait s'expliquer par la stérilisation des sols dans nos conditions ; l'activité microbienne dans les sols plus importante pour l'étude de Savadogo *et al.* (2006) que pour notre étude aurait certainement favorisé la dégradation de l'endosulfan. Par ailleurs, la température utilisée par ces derniers (incubation à 33 °C) est plus élevée que celle utilisée dans notre étude (16 - 24 °C), ce qui pourrait favoriser la dégradation de l'endosulfan dans leurs sols. En effet, Savadogo *et al.* (2008) ont montré que l'augmentation de la température entraîne une dégradation de l'endosulfan plus importante dans les sols vertique et ferrugineux. De même, plusieurs auteurs rapportent que la DT50 de l'endosulfan dans les sols diminue lorsque la température augmente (Ghadiri et Rose, 2001 ; Tariq *et al.*, 2006).

La comparaison de la teneur moyenne en endosulfan pour l'ensemble des paramètres entre les trois temps de prélèvement montre que la concentration de l'endosulfan dans les sols baisse significativement entre 0 - 3 mois ($p < 0,001$), et entre 3 - 6 mois ($p < 0,001$) (**Figure 4-3**).

Le vétiver influence significativement les teneurs en endosulfan ($\alpha + \beta$) dans les sols vertique et ferrugineux ($p < 0,001$) 3 mois après traitement (**Figure 4-3**). Les sols non plantés présentent des teneurs moyennes en endosulfan ($\alpha + \beta$) ($0,57 - 1,07 \text{ mg kg}^{-1}$) plus élevées que les sols plantés au vétiver ($< 0,12 - 0,39 \text{ mg kg}^{-1}$). Il est possible que le vétiver ait stimulé des microorganismes capables de dégrader l'endosulfan, ce qui expliquerait l'apparition de l'endosulfan sulfate uniquement dans le sol ferrugineux planté. Par ailleurs, le vétiver augmente très significativement ($p < 0,01$) l'adsorption de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) sur nos sols, ce qui pourrait favoriser la formation de résidus liés et réduirait ainsi les quantités extractibles en présence du vétiver. Ces processus combinés expliqueraient les plus faibles concentrations retrouvées dans les sols plantés comparés aux sols non plantés.

L'interaction sol \times plante est non significative sur les teneurs en endosulfan extrait des sols ; l'influence du type de sol sur la teneur de l'endosulfan extractible n'est donc pas influencée par la présence du vétiver. De même, le vétiver influence les résidus d'endosulfan indépendamment de la nature du sol.

3.2.2. Microflore totale et dégradant l'endosulfan dans les sols

Les dénombrements de la microflore cultivable totale et de la microflore dégradant l'endosulfan sont donnés dans le **tableau 4-2**, et les **annexes 4-6** et **4-7**.

A T0 mois, la microflore totale ne diffère pas significativement entre le sol vertique ($6,7 \times 10^6 - 32,6 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$) et le sol ferrugineux ($17,2 \times 10^6 - 60,7 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$) pour l'ensemble des modalités, ni entre les sols non plantés ($17,2 \times 10^6 - 27,2 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$) et les sols plantés au vétiver ($6,7 \times 10^6 - 60,7 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$) (**Tableau 4-2**), malgré un équilibre sol-plante de 6 mois (juillet 2009 - janvier 2010). Le fait que ces deux sols aient été stérilisés, puis réinoculés avec 50 mL kg^{-1} d'une même suspension (50 g de sol de la Bouzule dans 1 L de solution) pourrait expliquer la microflore totale similaire pour les différentes modalités à T0 mois.

A T3 et T6 mois, le sol ferrugineux présente une microflore totale significativement plus élevée ($56,4 \times 10^6 - 131,1 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$ de sol et $132,1 \times 10^6 - 456,4 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$ de sol) comparé au sol vertique ($55,3 \times 10^6 - 73,3 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$ de sol et $56,1 \times 10^6 - 411,5 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$ de sol) pour

l'ensemble des modalités (**Tableau 4-2**). Le sol ferrugineux favoriserait donc la croissance de la microflore totale comparé au sol vertique. Ces résultats sont contradictoires à ceux obtenus par Savadogo *et al.* (2009) ; ils dénombrent plus de microorganismes dans le sol vertique ($37,6 \text{ cfu} \times 10^7 \text{ g}^{-1}$ de sol sec) que dans le sol ferrugineux ($20,1 \text{ cfu} \times 10^7 \text{ g}^{-1}$ de sol sec). Cette différence de résultats pourrait s'expliquer par les traitements (stérilisation et réinoculation) réalisés sur nos sols à leur réception en France (§ 1.3.1. partie 2).

Par ailleurs, les sols plantés au vétiver présentent une microflore totale significativement plus importante que les sols non plantés à T3 mois ($p < 0,05$) et à T6 mois ($p < 0,001$) (**Tableau 4-2**). De T3 à T6 mois, la microflore totale varie de $55,3 \times 10^6$ à $456,4 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$ de sol en présence du vétiver et de $61,5 \times 10^6$ à $148,7 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$ de sol dans les sols non plantés. La microflore totale plus abondante dans les sols plantés serait en rapport avec les exsudats racinaires du vétiver tels que les carbohydrates solubles, les acides organiques et les acides aminés qui peuvent être utilisés comme nutriments et sources d'énergie pour les microorganismes de la rhizosphère (Russell, 1982 ; Lynch, 1990). En effet, les teneurs en acides organiques (acétique, citrique, gluconique, oxalique et pyruvique) retrouvés dans les sols plantés au vétiver sont plus élevées que dans les sols non plantés à T3 mois (Mbengue, 2010) et à T6 mois (Annexe 3-1). Il a été montré que le vétiver, après un an de croissance, augmente significativement le nombre de bactéries cellulolytiques et d'actinomycètes (de 10^6 à 10^8 cellules g^{-1} de sol) dans les sols argileux et limoneux (Leaungvutiviroj *et al.*, 2010), et le nombre de bactéries (*Bacillus sp.* et *Streptomyces*) et d'*Aspergillus* de 10^6 à 10^7 g^{-1} de sol sol acide (pH 4) (Piriyaiprin *et al.*, 2002).

A T3 et à T6 mois, la nature du sol n'a pas d'influence significative sur la microflore dégradant l'endosulfan (**Tableau 4-2**). Mais, les sols plantés au vétiver présentent une microflore dégradante significativement plus élevée ($p < 0,001$) ($3,5 \times 10^6$ - $7,7 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$ de sol) comparés aux sols non plantés ($0,9 \times 10^6$ - $3,2 \times 10^6 \text{ g}^{-1}$ de sol) de T0 à T6 mois. La stimulation de l'activité microbienne dans le sol par le vétiver pourrait augmenter le nombre de microorganismes capables de dégrader l'endosulfan, ce qui pourrait expliquer une dégradation de l'endosulfan plus importante dans les sols plantés au vétiver comparés aux sols non plantés à partir de 3 mois après traitement.

Partie 4 : Essais en vases de végétation

Tableau 4-2: Dénombrement de la microflore cultivable totale (MCT) et de la microflore dégradant l'endosulfan (MDE) dans les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), plantés (P) et non plantés (NP) au vétiver, à 0, 3 et 6 mois après application de l'endosulfan (E).

Les analyses statistiques sont réalisées sur le paramètre *microflore totale* et *microflore dégradant l'endosulfan* par ANOVA à trois facteurs ; type de sol (S), avec ou sans endosulfan (E), avec plante ou non (P). Pour le paramètre « temps », une ANOVA englobant les facteurs S, E et P est réalisée sur l'ensemble de modalités de 0 à 6 mois afin de suivre l'évolution de la microflore au cours du temps. Les différences entre les modalités sont analysées par le test de Newman-Keuls (SNK), avec un intervalle de confiance de 95%. Les différences significatives pour les facteurs sol, endosulfan et plante sont données par : * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ et ns : effet non significatif.

	0 mois				3 mois				6 mois			
	SV	SV+E	SF	SF+E	SV	SV+E	SF	SF+E	SV	SV+E	SF	SF+E
MCT (bac. g ⁻¹ sol frais)	NP	19,4. 10 ⁶	27,2. 10 ⁶	20,7. 10 ⁶	17,2. 10 ⁶	65,7. 10 ⁶	99,1. 10 ⁶	75,2. 10 ⁶	148,7. 10 ⁶	56,1. 10 ⁶	138,0. 10 ⁶	132,1. 10 ⁶
MDE (CFU. g ⁻¹ sol frais)	P	32,6. 10 ⁶	6,7. 10 ⁶	49,9. 10 ⁶	60,7. 10 ⁶	73,3. 10 ⁶	56,4. 10 ⁶	131,1. 10 ⁶	411,5. 10 ⁶	186,1. 10 ⁶	456,4. 10 ⁶	319,4. 10 ⁶
	NP					2,2. 10 ⁶	4,1. 10 ⁶	3,2. 10 ⁶	1,5. 10 ⁶	2,5. 10 ⁶	3,0. 10 ⁶	0,9. 10 ⁶
MDE / MCT (%)	P					7,1. 10 ⁶		7,7. 10 ⁶		3,6. 10 ⁶		3,5. 10 ⁶
	NP					3,4	4,1	4,2	1,0	4,5	2,2	0,7
P						12,8		5,8		1,9		1,1
		Sol vertique	Sol ferrugineux	Sol ferrugineux	Sol vertique	Sol ferrugineux	Sol ferrugineux	Sol ferrugineux	Sol vertique	Sol ferrugineux	Sol ferrugineux	Sol ferrugineux

ANOVA

Microflore totale

S

Endosulfan (E)

Plante (P)

Temps

ns

*

b

ns

*

b

**

ns

a

Microflore dégradante

S

Endosulfan (E)

Plante (P)

Temps

ns

ns

a

ns

ns

b

Les pourcentages de la microflore dégradant l'endosulfan comparée à la microflore totale à T3 et T6 mois sont légèrement plus élevés pour le sol vertique (1,0 - 12,8%) que pour le sol ferrugineux (0,7 - 5,8%) pour toutes les modalités (**Tableau 4-2**). De plus, en fonction du temps, la microflore totale augmente significativement dans les sols de 0 à 3 mois ($p < 0,05$) et de 3 à 6 mois ($p < 0,001$). En revanche, la microflore dégradante diminue très significativement de T3 à T6 mois ($p < 0,001$) dans les sols ayant reçu de l'endosulfan. La microflore dégradante utilise l'endosulfan comme seule source d'énergie, la réduction du nombre de microorganismes dégradants entre T3 et T6 mois pourrait être expliquée par la baisse hautement significative de la teneur en endosulfan dans les sols ($p < 0,001$) de T3 à T6.

Pour l'ensemble des modalités, aucun effet significatif de l'endosulfan n'a été observé ni sur la microflore totale, ni sur la microflore dégradant l'endosulfan. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par Savadogo *et al.* (2009) : l'apport de l'endosulfan à 3 et 6 mg kg⁻¹ n'a pas d'effet significatif sur la microflore totale dans les sols vertique ($35,1 \text{ cfu} \times 10^7 \text{ g}^{-1}$ de sol sec) et ferrugineux ($16,7 \text{ cfu} \times 10^7 \text{ g}^{-1}$ de sol sec) après 15 jours d'incubation à 28°C.

La disparition de l'endosulfan, légèrement plus rapide dans le sol vertique serait en rapport avec une dégradation par les microorganismes plus importante dans ce sol, et avec une formation éventuelle de résidus non extractibles comparé au sol ferrugineux. Dans les deux sols étudiés, les quantités d'endosulfan extractibles sont 2 fois moins importantes en présence du vétiver par rapport aux sols non plantés, certainement en relation avec la microflore dégradant l'endosulfan plus abondante dans les sols plantés au vétiver comparés aux sols non plantés. Le vétiver peut donc stimuler l'activité des microorganismes de la rhizosphère, ce qui favoriserait la dégradation de l'endosulfan dans les deux sols. Il est plus efficace pour accélérer la disparition de l'endosulfan sur le sol vertique (5 fois moins) que sur le sol ferrugineux (2 fois moins). Six mois après traitement, la disparition de l'endosulfan ($< \text{LQ}$) pour toutes les modalités pourrait s'expliquer par plusieurs processus tels que la dégradation, la minéralisation, la volatilisation et la formation des résidus non extractibles.

3.2.3. Bilan de masse

Les quantités d'endosulfan récupérées (en % de la dose appliquée dans les sols) sont données dans le **tableau 4-3**. A T0 mois, on ne récupère pas toute la quantité d'endosulfan appliquée de 3 mg kg⁻¹ de sol par pot. Les quantités totales d'endosulfan ($\alpha + \beta$) retrouvées

dans les sols sont de $83,0 \pm 15,6\%$, $81,5 \pm 12,6\%$, $90,4 \pm 9,0\%$ et $76,3 \pm 13,4\%$ de la quantité appliquée, respectivement dans les sols vertique non planté et planté au vétiver, ferrugineux non planté et planté au vétiver (**Tableau 4-3**). A T3 mois, 19,1%, < 4%, 35,6% et 22,9% sont respectivement retrouvés dans le sol vertique non planté, planté au vétiver, le sol ferrugineux non planté et planté au vétiver. Tous les sols présentent de faibles quantités d'endosulfan à T6 mois (< 4% de la dose appliquée).

Tableau 4-3: Quantité d'endosulfan total ($\alpha + \beta +$ sulfate) retrouvée dans les sols (en % de la dose appliquée à T0 mois de 3 mg kg^{-1} de sol). La limite de quantification (LQ) de l'endosulfan dans les sols ($0,12 \text{ mg kg}^{-1}$ de sol correspond à 4% de la dose d'endosulfan appliquée (3 mg kg^{-1} de sol)).

Sols	Quantité extractible par ASE (en % de la dose appliquée)		
	T0 mois	T3 mois	T6 mois
SV-NP	$83,0 \pm 15,6$	$19,1 \pm 6,8$	< 4
SV-P	$81,5 \pm 12,6$	< 4	< 4
SF-NP	$90,4 \pm 9,0$	$35,6 \pm 10,7$	< 4
SF-P	$76,3 \pm 13,4$	$22,9 \pm 3,35$	< 4

A T0 mois, les quantités non retrouvées de l'endosulfan varie en moyenne de 9,6% à 23,7% de la quantité appliquée. A partir de T3 mois, elles sont plus élevées dans les sols plantés au vétiver (77,1% - > 96,0 %) comparés aux sols non plantés (64,4 - 80,9%). A T6 mois, elles sont supérieures à 96% dans tous les sols. Les pertes d'endosulfan pourraient être liées à la dégradation de l'endosulfan et/ou minéralisation, à la formation des résidus non extractibles et à sa volatilisation. La volatilisation de l'endosulfan ($\alpha + \beta$) pourrait être une cause non négligeable de sa disparition dans les sols, en rapport avec sa pression de vapeur de 0,83 mPa (25 °C) (FOOTPRINT, 2011). En effet, Rice *et al.* (2002) reportent une volatilisation de 9,1% et 2,1% respectivement de α - et β -endosulfan 5 jours après application à $1,1 \text{ kg ha}^{-1}$ sur un sol limoneux fraîchement labouré et à 20 °C. Par ailleurs, le temps de demi-vie (DT50) de l'endosulfan dans les sols (50 jours en conditions contrôlées) (FOOTPRINT, 2011) indique sa dégradation pourrait être rapide. De plus, 3 mois après traitement, l'endosulfan peut former jusqu'à 15% de résidus non extractibles lorsqu'il est appliqué à 1 kg ha^{-1} sur un sol argilo-sableux (47% d'argile et 2,2 % de CO) et 7% dans un sol sableux (13% d'argile et 0,9% de CO) (Laabs *et al.*, 2002). Les effets combinés de ces processus pourraient favoriser la disparition de l'endosulfan dans nos sols six mois après traitement.

Ce bilan de masse indique qu'à partir de T3 mois, les quantités d'endosulfan non retrouvées dans le sol vertique sont plus importantes (80,9%) que dans le sol ferrugineux (64,4%), et dans les sols plantés au vétiver (77,1 - > 96,0%) comparés aux sols non plantés (64,4 - 80,9%). En présence du vétiver, ces quantités augmentent plus dans le sol vertique (> 15,1%) que dans le sol ferrugineux (12,7%). Ces résultats pourraient s'expliquer par des processus de dégradation et la formation des résidus non extractibles plus importants dans le sol vertique que dans le sol ferrugineux lorsqu'ils sont plantés.

3.3. Phytoextraction de Cu et Cd par le vétiver

3.3.1. Teneurs totales en Cu (Cu_{total}) et Cd (Cd_{total}) dans les sols

Les teneurs totales en Cu (Cu_{total}) et Cd (Cd_{total}) déterminées dans les sols vertique et ferrugineux pour différents temps de prélèvement sont données dans le **tableau 4-4** et dans les **Annexes A4-8.1 à A4-8.3**.

A T0 mois, quel que soit le traitement, le sol vertique présente des teneurs en Cu_{total} significativement plus élevées comparé au sol ferrugineux ($p < 0,001$), en relation avec une teneur initiale en Cu plus élevée dans le sol vertique ($54,6 \text{ mg kg}^{-1}$) que celle du sol ferrugineux ($13,6 \text{ mg kg}^{-1}$) avant traitement (**Tableau 4-4**). Les teneurs en Cd_{total} sont égales à celles apportées, car la teneur initiale en Cd dans les deux sols blancs est très faibles ($< 0,02 \text{ mg kg}^{-1}$).

Trois mois après traitement, le sol vertique présente des teneurs en Cu_{total} ($119,3 - 526,0 \text{ mg kg}^{-1}$) significativement plus importantes ($p < 0,001$) comparé au sol ferrugineux ($75,3 - 448,7 \text{ mg Cu kg}^{-1}$) pour les concentrations C1 - C2 (**Tableau 4-4**). Les teneurs en Cd n'ont pas été détectées, les échantillons de terre sont en préparation pour analyses.

A T6 mois, pour C1, le sol vertique montre des teneurs en Cu_{total} ($62,8 - 103,9 \text{ mg kg}^{-1}$) et en Cd_{total} ($1,8 - 1,9 \text{ mg kg}^{-1}$) significativement plus élevées ($p < 0,001$ et $p < 0,01$, respectivement) comparé au sol ferrugineux ($Cu_{total} = 44,5 - 85,1 \text{ mg kg}^{-1}$ et $Cd_{total} = 1,3 - 1,8 \text{ mg kg}^{-1}$). Par contre, pour le traitement C2, le Cu_{total} est significativement plus élevé ($p < 0,05$) dans le sol ferrugineux ($335,2 - 435,9 \text{ mg kg}^{-1}$) comparé au sol vertique ($306,9 - 419,8 \text{ mg kg}^{-1}$), et le Cd_{total} ne diffère pas significativement entre le sol vertique ($7,0 - 9,3 \text{ mg kg}^{-1}$) et le sol ferrugineux ($5,8 - 10,1 \text{ mg kg}^{-1}$) (**Tableau 4-4**).

Trois mois et 6 mois après traitement, les quantités totales en Cu et Cd appliquées dans les sols n'ont pas été retrouvées. Les vases de végétation n'étaient pas étanches, la lixiviation de ces métaux pourrait expliquer les quantités en Cu et Cd non retrouvées.

Tableau 4-4 : Teneurs totales en Cu et Cd dans les sols plantés ou non plantés au vétiver à 0, 3 et 6 mois après application de Cu-Cd à différentes concentrations.

Les analyses statistiques sont réalisées sur les *teneurs en Cu et Cd* dans les sols par ANOVA à deux facteurs ; Sol (S) et Plante (P) pour chaque temps de prélèvement (0, 3 et 6 mois). Pour le paramètre « temps », une ANOVA englobant les facteurs S et P est réalisée sur l'ensemble de modalités de 0 à 6 mois afin de suivre la teneur totale en Cu et en Cd au cours du temps. Les différences significatives sont données par : * $p < 0,05$ (significatif) ; ** $p < 0,01$ (très significatif), *** $p < 0,001$ (hautement significatif) et n.s : effet non significatif. LQ : limite de quantification de Cu = $4,22 \pm 0,26$ mg kg⁻¹ de sol. LQ de Cd = 0,02 mg kg⁻¹.

Traitement	Sol	Plante	Cu (mg kg ⁻¹)			Cd (mg kg ⁻¹)		
			0 mois	3 mois	6 mois	0 mois	3 mois	6 mois
blanc	SV	NP	54,6 ± 17,8	< LQ	18,7 ± 1,3	< LQ	nd ⁽²⁾	< LQ
		P	46,2 ± 3,0	< LQ	12,1 ± 0,6	< LQ	nd	< LQ
	SF	NP	13,6 ± 1,3	< LQ	4,8 ± 0,2	< LQ	nd	< LQ
		P	11,4 ± 0,9	< LQ	< LQ	< LQ	nd	< LQ
+ C1	SV	NP	137,8 ± 9,4	121,3 ± 1,2	103,9 ± 2,5	2,0 ⁽¹⁾	nd	1,9 ± 0,1
		P	136,3 ± 5,5	119,3 ± 15,1	62,8 ± 7,5	2,0 ⁽¹⁾	nd	1,9 ± 0,1
	SF	NP	99,1 ± 1,5	88,0 ± 5,3	85,1 ± 7,0	2,0 ⁽¹⁾	nd	1,8 ± 0,0
		P	103,8 ± 4,9	75,3 ± 7,6	44,5 ± 3,9	2,0 ⁽¹⁾	nd	1,3 ± 0,2
+ C2	SV	NP	500,7 ± 27,4	489,3 ± 39,5	419,8 ± 10,4	10,0 ⁽¹⁾	nd	9,3 ± 0,5
		P	514,6 ± 26,2	526,0 ± 26,0	306,9 ± 3,4	10,0 ⁽¹⁾	nd	7,0 ± 0,5
	SF	NP	463,2 ± 10,4	448,7 ± 10,1	435,9 ± 27,8	10,0 ⁽¹⁾	nd	10,1 ± 1,0
		P	422,3 ± 17,6	346,7 ± 43,9	335,2 ± 9,6	10,0 ⁽¹⁾	nd	5,8 ± 0,5

⁽¹⁾ valeurs non dosées, elles sont rapportées aux concentrations appliquées. ⁽²⁾ concentration non déterminée.

ANOVA

Blanc	Sol(S)	***		**			
	Plante (P)	ns		***			
	S × P	ns		***			
	Temps	a		b			
(C1)	Sol (S)	***	***	***			**
	Plante (P)	ns	ns	***			*
	S × P	ns	ns	ns			**
	Temps	a	b	c			b
(C2)	Sol (S)	***	***	*			ns
	Plante (P)	ns	ns	***			***
	S × P	ns	**	ns			*
	Temps	a	b	c	a	a	b

Le vétiver n'a pas d'effet significatif sur les teneurs en Cu_{total} à T3 mois, quel que soit le traitement (**Tableau 4-4**). Six mois après traitement, les teneurs en Cu_{total} diminuent très

significativement ($p < 0,001$) dans les sols en présence du vétiver pour C1 et C2 (**Tableau 4-4**). De même, les teneurs en Cd_{total} dans les sols non plantés sont significativement plus élevées ($p < 0,05$ à $p < 0,001$) comparés aux sols plantés au vétiver. Il est possible que le vétiver soit capable d'accumuler le Cu et le Cd dans ses tissus après leur absorption à partir de nos sols, ce qui pourrait réduire leurs teneurs totales dans les sols plantés.

3.3.2. Teneurs en Cu (Cu_{MgCl_2}) et Cd (Cd_{MgCl_2}) dans les sols

Les teneurs en Cu (Cu_{MgCl_2}) et Cd (Cd_{MgCl_2}) extractibles au $MgCl_2$ dans les sols sont données dans le **tableau 4-5** et détaillées dans les **Annexes A4-9.1 - A4-9.3**.

A T0 mois, avant les traitements C1 et C2, les teneurs en Cu_{MgCl_2} et Cd_{MgCl_2} dans les sols blancs sont inférieures à la limite de quantification ($LQ = 0,25 \text{ mg kg}^{-1}$ de sol).

A T0 mois et T3 mois, les teneurs en Cu_{MgCl_2} dans le sol ferrugineux pour les traitements C1 (46,6 et 29,4 mg kg^{-1} , respectivement) et C2 (333,0 et 265,8 mg kg^{-1} , respectivement) sont significativement plus élevées que celles du sol vertique (C1 : 8,8 et 3,6 mg kg^{-1} ; et C2 : 141,3 et 72,4, respectivement) (**Tableau 4-5**). Ces résultats sont en accord avec l'adsorption de Cu plus importante sur le sol vertique ($2921,9 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) comparé au sol ferrugineux ($328,1 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) (§ 3.3.2. partie 3). A T0 mois, la nature du sol n'a pas d'influence significative sur la teneur en Cd_{MgCl_2} . Par contre, à T3 mois, la teneur en Cd_{MgCl_2} est significativement influencée par la nature du sol uniquement pour le traitement C2 ; le sol ferrugineux présente une teneur en Cd_{MgCl_2} plus élevée (9,4 mg kg^{-1}) comparé au sol vertique (8,4 mg kg^{-1}).

A T6 mois, la nature du sol a un effet significatif sur les teneurs en Cu_{MgCl_2} uniquement pour le traitement C2 : le sol ferrugineux présente des teneurs en Cu_{MgCl_2} plus élevées ($p < 0,001$) (225,8 mg kg^{-1}) que celles du sol vertique (81,7 mg kg^{-1}). Pour tous les traitements, la nature du sol n'influence pas les teneurs en Cd_{MgCl_2} .

En présence du vétiver, 3 mois après les traitements C1 et C2, les teneurs en Cu_{MgCl_2} ne diffèrent pas significativement de celles des sols non plantés. En revanche, les sols plantés au vétiver montrent des teneurs en Cd_{MgCl_2} pour les traitements C1 (1,3 - 1,6 mg kg^{-1}) et C2 (6,0 - 8,7 mg kg^{-1}) significativement moins élevées que les sols non plantés (C1 : 1,6 - 1,9 mg kg^{-1} et C2 : 8,44 - 9,4 mg kg^{-1}) (**Tableau 4-5**).

Tableau 4-5 : Teneurs en Cu et Cd extractibles au $MgCl_2$ dans les sols plantés ou non plantés au vétiver à 0, 3 et 6 mois après application Cu-Cd à différentes concentrations.

Les analyses statistiques sont réalisées sur les *teneurs en Cu et Cd biodisponibles* dans les sols par ANOVA à deux facteurs : Sol (S) et Plante (P) pour chaque temps de prélèvement (0, 3 et 6 mois). Pour le paramètre « temps », une ANOVA englobant les facteurs S et P est réalisée sur l'ensemble de modalités de 0 à 6 mois afin de suivre la teneur totale en Cu et en Cd au cours du temps. Les différences significatives sont données par : * $p < 0,05$ (significatif) ; ** $p < 0,01$ (très significatif), *** $p < 0,001$ (hautement significatif) et n.s : effet non significatif. LQ : limite de quantification = $0,25 \text{ mg kg}^{-1}$ de sol.

Traitement	Sol	Plante	Cu (mg.kg^{-1})			Cd (mg.kg^{-1})		
			0 mois	3 mois	6 mois	0 mois	3 mois	6 mois
blanc	SV	NP	< LQ	$0,6 \pm 0,0$	< LQ	< LQ	$0,5 \pm 0,1$	< LQ
		P	< LQ	$0,5 \pm 0,0$	< LQ	< LQ	$0,4 \pm 0,0$	< LQ
	SF	NP	< LQ	$0,5 \pm 0,0$	< LQ	< LQ	$0,4 \pm 0,0$	< LQ
		P	< LQ	$0,4 \pm 0,0$	< LQ	< LQ	$0,4 \pm 0,0$	< LQ
C1	SV	NP	$8,8 \pm 0,5$	$3,6 \pm 0,5$	$5,8 \pm 0,9$	$2,8 \pm 0,1$	$1,6 \pm 0,0$	$2,4 \pm 0,1$
		P	$5,9 \pm 1,4$	$3,4 \pm 0,4$	$3,5 \pm 0,8$	$2,5 \pm 0,1$	$1,6 \pm 0,1$	$2,3 \pm 0,2$
	SF	NP	$46,6 \pm 2,8$	$29,4 \pm 2,4$	$27,4 \pm 3,9$	$2,9 \pm 0,1$	$1,9 \pm 0,1$	$2,8 \pm 0,2$
		P	$37,1 \pm 0,3$	$18,9 \pm 12,6$	$18,7 \pm 3,9$	$2,6 \pm 0,0$	$1,3 \pm 0,2$	$2,1 \pm 0,3$
C2	SV	NP	$141,3 \pm 8,9$	$72,4 \pm 16,2$	$81,7 \pm 31,9$	$9,5 \pm 0,3$	$8,4 \pm 0,3$	$9,0 \pm 1,1$
		P	$125,9 \pm 15,6$	$108,4 \pm 15,4$	$42,4 \pm 7,2$	$10,0 \pm 0,2$	$8,7 \pm 0,4$	$6,6 \pm 1,0$
	SF	NP	$333,0 \pm 12,0$	$265,8 \pm 6,5$	$225,8 \pm 6,3$	$10,3 \pm 0,3$	$9,4 \pm 0,1$	$9,3 \pm 0,3$
		P	$296,4 \pm 37,7$	$182,7 \pm 28,3$	$140,2 \pm 14,7$	$9,6 \pm 0,9$	$6,0 \pm 1,2$	$5,4 \pm 1,0$

ANOVA

Blanc	Sol (S)		***				ns
	Plante (P)		*				ns
	S × P		ns				
	Temps	a	b	b	a	b	b
(C1)	Sol (S)	**	***	ns	ns	ns	ns
	Plante (P)	ns	ns	**	**	**	**
	S × P	ns	ns	ns	ns	**	*
	Temps	a	a	b	a	b	c
(C2)	Sol (S)	***	***	***	ns	*	ns
	Plante (P)	ns	ns	***	ns	**	***
	S × P	ns	***	ns	ns	***	ns
	Temps	a	b	c	a	b	b

A T6 mois, le vétiver a un effet significatif sur les teneurs en Cu_{MgCl_2} et Cd_{MgCl_2} dans les sols, pour les traitements C1 et C2 ; les sols non plantés ont des teneurs en Cu_{MgCl_2} ($5,8 - 27,4 \text{ mg kg}^{-1}$ et $81,7 - 225,8 \text{ mg kg}^{-1}$) et Cd_{MgCl_2} ($2,4 - 2,9 \text{ mg kg}^{-1}$ et $9,0 - 9,3 \text{ mg kg}^{-1}$) significativement plus élevées ($p < 0,01$ à $p < 0,001$) que celles des sols plantés au vétiver ($Cu_{MgCl_2} = 3,5 - 18,7 \text{ mg kg}^{-1}$ et $42,4 - 140,2 \text{ mg kg}^{-1}$; $Cd_{MgCl_2} = 2,1 - 2,3 \text{ mg kg}^{-1}$ et $5,4 - 6,6 \text{ mg kg}^{-1}$) (Tableau 4-5).

3.3.3. Teneurs totales en Cu et Cd dans le vétiver

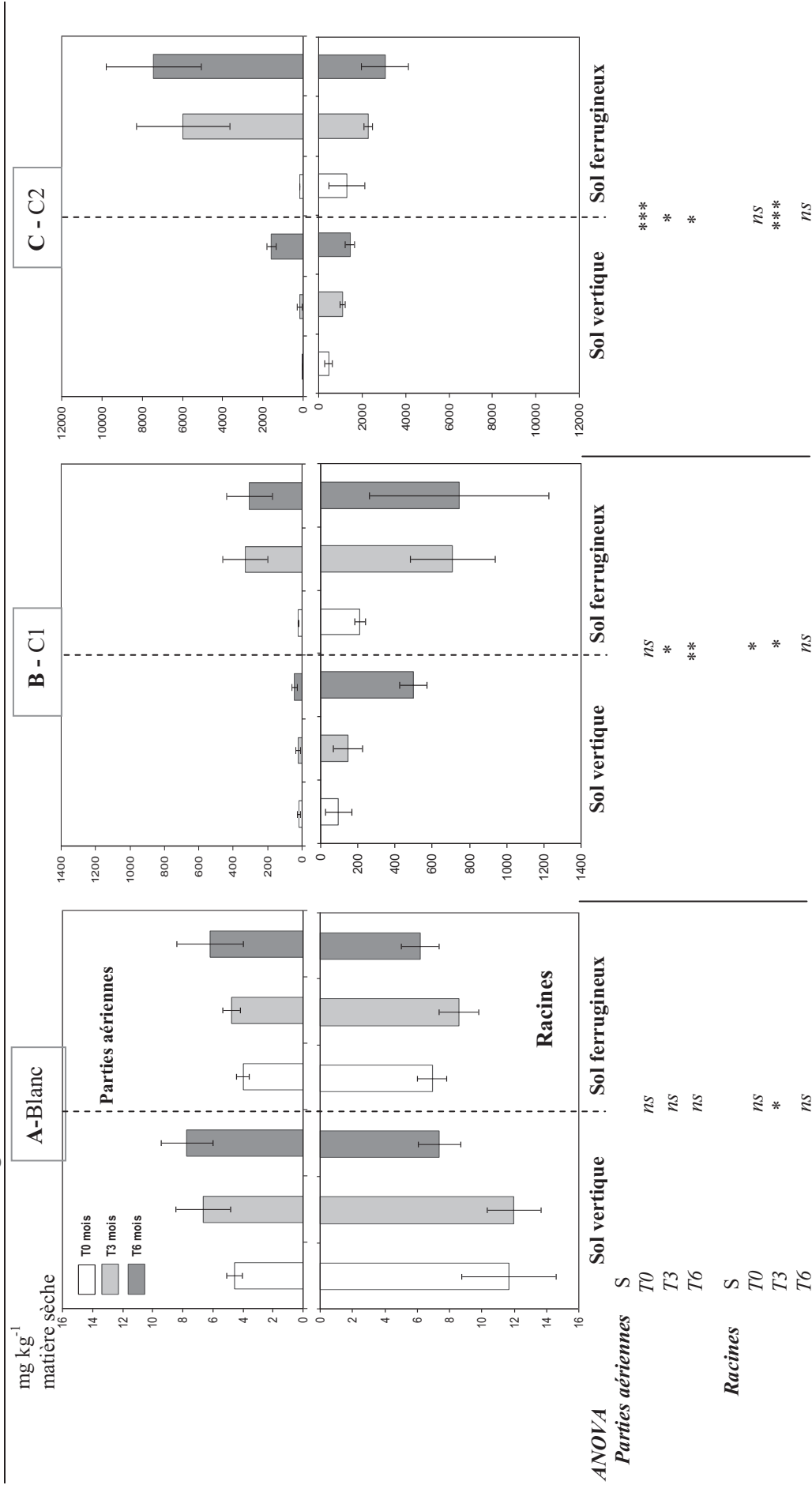
Les teneurs en Cu et en Cd dans les parties aériennes et racinaires du vétiver sont données dans les **figures 4-4 et 4-5** et dans l'**annexe 4-10**.

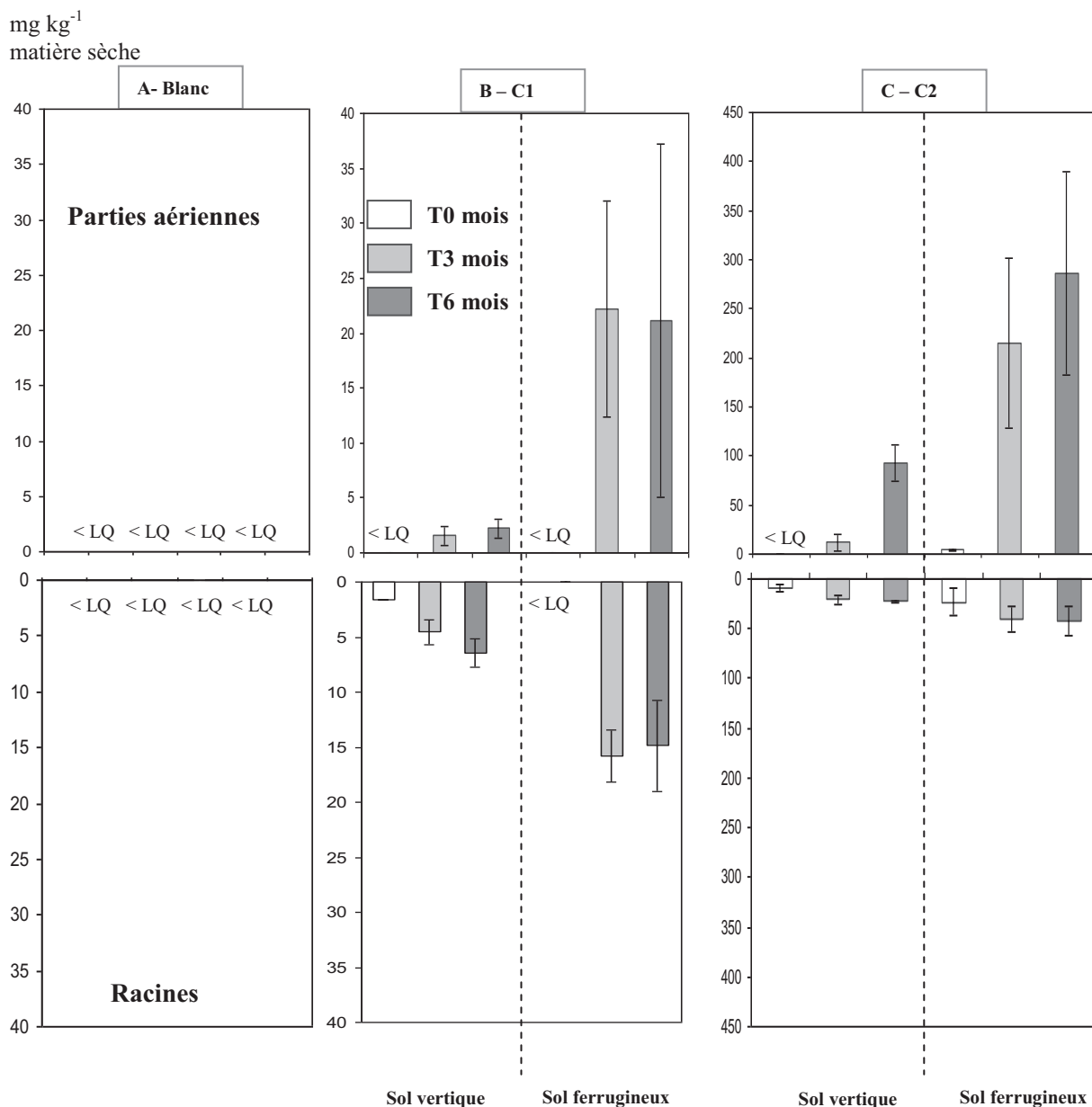
A T0 mois, pour le traitement C2 (500 mg Cu kg⁻¹ + 10 mg Cd kg⁻¹), les parties aériennes du vétiver prélevées sur le sol ferrugineux présentent des teneurs en Cu (177,1 mg kg⁻¹) et en Cd (4,4 mg kg⁻¹) significativement plus élevées (respectivement $p < 0,001$ et $p < 0,01$) comparées à celles prélevées sur le sol vertique (Cu = 22,7 mg kg⁻¹ et Cd < 0,6 mg kg⁻¹) (**figure 4-4 et 4-5 et annexe 4-10.1**). Ces résultats pourraient s'expliquer par l'absorption de Cu et Cd par le vétiver durant sa croissance sur les sols vertique et ferrugineux pendant 6 mois avant traitement. Les teneurs en Cu et Cd retrouvées dans les racines issues du sol ferrugineux (1292,9 mg kg⁻¹ et 23,0 mg kg⁻¹, respectivement) ne diffèrent pas significativement de celles obtenues pour le sol vertique : (463,3 mg kg⁻¹ et 9,27 mg kg⁻¹), certainement en relation avec l'écartype de Cu et Cd dans le sol ferrugineux très élevé (821,1 et 14,1 mg kg⁻¹, respectivement) (**figures 4-4 et 4-5 et annexe 4-10.2**). L'adsorption de Cu et Cd sur les racines de vétiver après le traitement C2 pourrait expliquer en partie leurs teneurs élevées sur les racines à T0 mois.

A T3 et T6 mois, les concentrations en Cu et Cd dans les parties aériennes du vétiver sont significativement plus élevées (de $p < 0,05$ à $p < 0,001$) pour le sol ferrugineux comparé au sol vertique pour les traitements C1 et C2 (**Figures 4-4 et 4-5**). Pour C1 et C2, à T3 mois, les concentrations en Cu et Cd dans les feuilles du vétiver varient respectivement de 331,8 à 5958,6 mg kg⁻¹ et de 22,2 à 215,1 mg kg⁻¹ pour le sol ferrugineux, alors qu'elles varient respectivement de 23,2 à 167,6 mg kg⁻¹ et de 1,5 à 12,2 mg kg⁻¹ pour le sol vertique. A T6 mois, les concentrations en Cu et Cd dans les feuilles du vétiver varient respectivement de 305,4 à 7425,0 mg kg⁻¹ et de 21,3 à 286,3 mg kg⁻¹ pour le sol ferrugineux, et respectivement de 44,1 à 1570,8 mg kg⁻¹ et de 2,3 à 93,0 mg kg⁻¹ dans le sol vertique (**Figures 4-4 et 4-5 et annexe A4-10.3**).

Dans le sol ferrugineux, pour le traitement C2, les feuilles de vétiver présentent des concentrations en Cu et Cd, supérieures à 1000 et 100 mg Kg⁻¹ de matière sèche, respectivement. De même, pour le traitement C2, Cu est concentré à plus de 1000 mg Kg⁻¹ de matière sèche dans les feuilles de vétiver. Le vétiver peut donc être considéré comme une hyperaccumulatrice de Cu et Cd dans ces conditions, d'après Wanatanabe (1997) et Reeves et baker (2000).

Partie 4 : Essais en vases de végétation





ANOVA

Parties aériennes		Racines	
S	S	S	S
T0	ns	***	ns
T3	***	**	ns
T6	*	*	ns

Figure 4-5: Teneur en Cd dans les parties aériennes et les racines du vétiver à 0 mois, 3 mois et 6 mois après application de deux concentrations différentes : Blanc (A), C1 (2 mg Cd kg⁻¹) (B) et C2 (10 mg Cd kg⁻¹) (C) dans les sols vertique et ferrugineux.

Les barres présentent l'erreur standard (n=3). Des analyses statistiques sont réalisées sur le paramètre Sol (S) par ANOVA. Pour chaque temps de prélèvement et pour chaque traitement, les différences entre les échantillons sont analysées par le test de Newman-Keuls (SNK), avec un intervalle de confiance de 95%. Les différences significatives sont données par : * $p < 0,05$, ** $p < 0,01$ et *** $p < 0,001$ et ns : effet non significatif. LQ : limite de quantification = 0,63 mg kg⁻¹ de matière sèche

A T3 mois, les racines du vétiver prélevées sur le sol ferrugineux montrent des teneurs en Cu pour les traitements C1 (709,4 mg kg⁻¹) et C2 (2285,3 mg kg⁻¹) significativement plus élevées que celles du sol vertique (145,2 et 1094,9 mg kg⁻¹, respectivement). A T6 mois, aucun effet significatif de la nature du sol n'a été observé sur les teneurs en Cu dans les racines (**Figures 4-4**). Pour Cd, pour le traitement C1, les teneurs en Cd dans les racines issues du sol ferrugineux à T3 et T6 mois (15,8 et 14,9 mg kg⁻¹, respectivement) sont significativement plus élevées comparés aux racines prélevées sur le sol vertique (4,6 et 6,4 mg kg⁻¹, respectivement) (**Figures 4-5**). Aucun effet significatif n'a été observé pour le traitement C2.

Pour les deux traitements C1 et C2, les parties aériennes et racinaires du vétiver prélevé sur le sol ferrugineux présentent des concentrations en Cu et Cd généralement plus élevées que celles du vétiver issu du sol vertique, en relation avec les teneurs en Cu_{MgCl₂} et Cd_{MgCl₂} plus importantes dans le sol ferrugineux comparées à celles du sol vertique.

Les relations entre les concentrations Cu et Cd dans le vétiver pour les traitements C1 et C2 en fonction des teneurs en Cu_{MgCl₂} et Cd_{MgCl₂} dans nos sols pour T0, T3 et T6 mois sont données dans la **Figure 4-6**. Bien que les teneurs en Cu et Cd biodisponibles dans nos sols diminuent généralement, et que celles absorbées par le vétiver augmentent au cours du temps, nous obtenons des faibles corrélations entre les concentrations en Cu et Cd dans le vétiver et leurs concentrations extractibles au MgCl₂ (R² = 0,29 et 0,05, respectivement). Lai et Chen (2004) avaient aussi trouvé une faible corrélation entre la concentration en Cd dans le vétiver et celle de la solution du sol (R² = 0,01). Ces résultats indiquent que les quantités de Cu et Cd extractibles au MgCl₂ dans nos sols ne reflètent pas celles qui sont accessibles pour le vétiver.

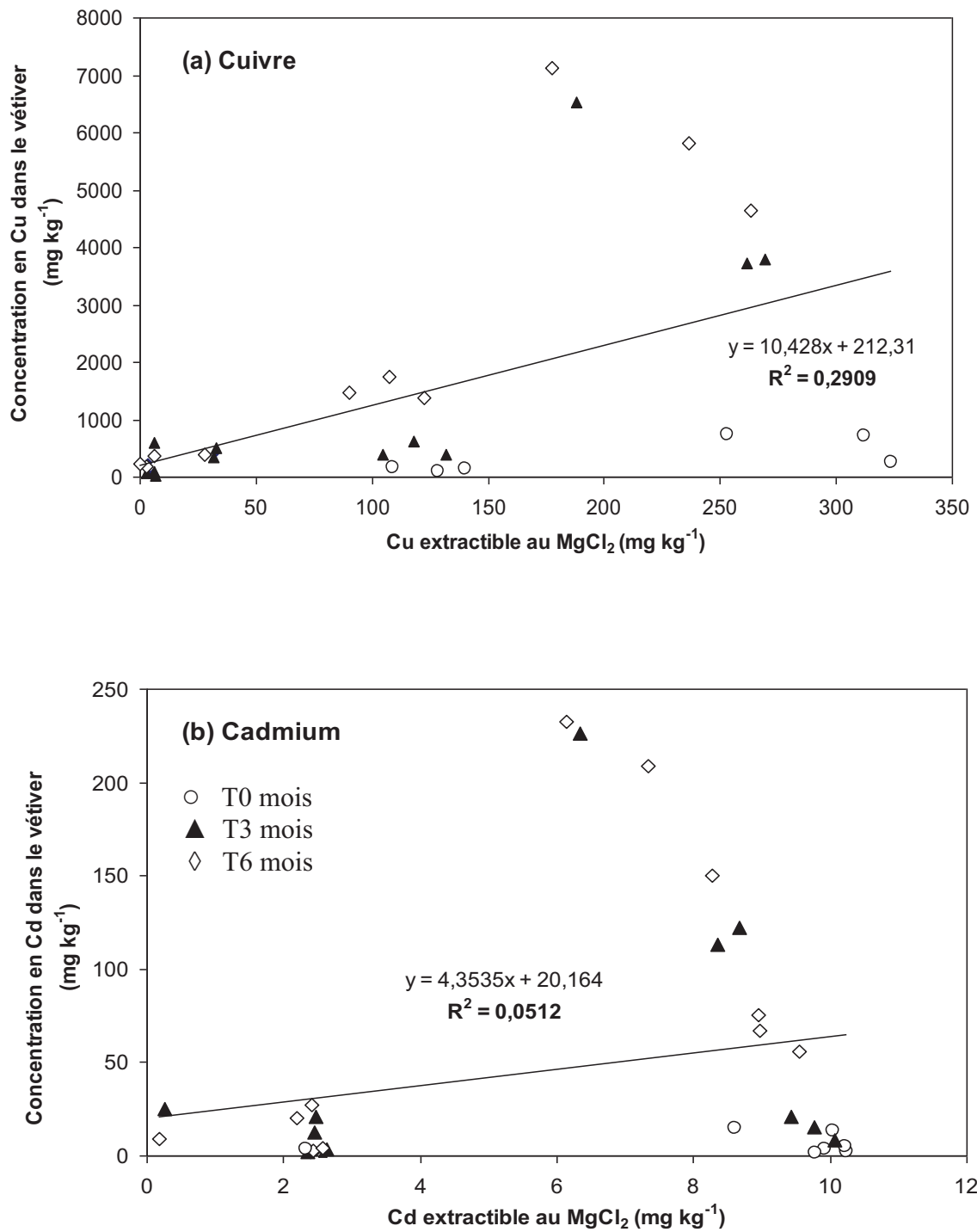


Figure 4- 6 : Relation entre les concentrations en Cu (a) et en Cd (b) dans le vétiver et les concentrations extractibles au MgCl₂, à 0 mois, 3 mois et 6 mois après traitement des sols à la concentration C1 (100 mg Cu kg⁻¹ + 2 mg Cd kg⁻¹) et C2 (500 mg Cu kg⁻¹ + 10 mg Cd kg⁻¹).

3.3.4. Bilan de masse

Les quantités de Cu et Cd récupérées à T6 mois (en % des traitements appliqués dans les sols) sont données dans le **tableau 4-6**. Pour les traitements C1 et C2, les pertes de Cu dans le sol vertique (24,4% et 15,9%, respectivement) sont significativement plus élevées ($p < 0,001$) que celles obtenues dans le sol ferrugineux (14,0% et 5,9%, respectivement). Par contre, les pertes de Cd dans le sol vertique (7,7% et 7,2%, respectivement) ne diffèrent pas significativement de celles du sol ferrugineux (10,2% et 0 %, respectivement) (**Tableau 4-6**). Les pertes en Cu et Cd dans les sols pourraient être liées aux processus de lixiviation dans des vases de végétation qui ne sont pas étanches.

Tableau 4- 6 : Quantités de Cu et Cd retrouvées dans les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), plantés au vétiver (P) et non plantés 6 mois après traitement (en % de la quantité appliquée à T0 mois C1 = 100 mg Cu + 2 mg Cd kg⁻¹ de sol et C2 = 500 mg Cu + 10 mg Cd kg⁻¹ de sol).

Les analyses statistiques sont réalisées sur les *quantités en Cu et Cd dans le vétiver (%)* à T6 mois par ANOVA à deux facteurs : type de sol (S) et Plante (P ou NP) pour chaque traitement (C1 et C2). Les différences entre les modalités sont analysées par le test de Newman-Keuls (SNK), avec un intervalle de confiance de 95%. Les différences significatives sont données par : *** $p < 0,001$ et ns : effet non significatif.

		Quantités totales dans les sols à T6 en fonction de T0		Quantités dans le vétiver (Feuilles + racines) à T6 en fonction de T0		Quantités totales (sol + vétiver) retrouvées à T6	
		Cu (%)	Cd (%)	Cu (%)	Cd (%)	Cu (%)	Cd (%)
C1	SV-NP	75,6 ± 4,4	92,3 ± 2,3			75,6 ± 4,4	92,3 ± 2,3
	SF-NP	86,0 ± 4,4	89,8 ± 0,8			86,0 ± 4,4	89,8 ± 0,8
	SV-P	45,8 ± 7,1	94,5 ± 6,6	3,0 ± 0,1	3,6 ± 0,7	48,8 ± 7,3	98,1 ± 5,9
	SF-P	42,8 ± 2,5	65,5 ± 10,0	6,3 ± 2,2	14,6 ± 7,8	49,2 ± 4,6	80,1 ± 3,6
C2	SV-NP	84,1 ± 6,9	92,8 ± 4,5			84,1 ± 6,9	92,8 ± 4,5
	SF-NP	94,1 ± 5,4	100,7 ± 9,8			94,1 ± 5,4	100,7 ± 9,8
	SV-P	59,8 ± 3,5	69,8 ± 4,7	3,8 ± 0,5	8,3 ± 1,4	63,5 ± 4,0	78,1 ± 5,0
	SF-P	79,4 ± 3,6	57,8 ± 5,3	16,8 ± 2,7	23,8 ± 3,9	96,2 ± 5,4	81,6 ± 9,2

ANOVA

<i>Sol (S)</i>	***	ns
<i>Plante (P)</i>	***	***
<i>Traitement (T)</i>	***	ns
+ C1	b	-
+ C2	a	-

En présence du vétiver, pour les traitements C1 et C2, les sols plantés présentent des pertes de Cu (3,8 à 51,2% de la quantité appliquée) et Cd (1,9 à 21,9% de la quantité

appliquée) significativement plus élevées ($p < 0,001$) comparés aux sols non plantés (Cu : 5,9 à 24,4% et Cd : 0 à 10,2% de la quantité appliquée) (**Tableau 4-6**). Ces résultats pourraient s'expliquer d'une part par l'adsorption de Cu et Cd sur les racines du vétiver, et leur perte par désorption lors du nettoyage et rinçage des racines à l'eau distillée pourraient expliquer en partie les plus faibles quantités retrouvées de Cu et Cd dans les sols plantés. En effet, Antiochia *et al.* (2007) montrent que les ETM tels que Cr, Cu et Pb peuvent être fortement retenus à la surface des racines du vétiver. Après absorption de Cr, Cu et Pb le vétiver, ces auteurs mesurent la désorption de ces 3 ETM, respectivement jusqu'à 19%, 26% et 21% de la quantité contenue après le lavage et le rinçage des racines à l'eau distillée pendant 3 jours. D'autre part, les trous à la base des vases de végétation auraient pu favoriser la lixiviation des éléments métalliques, réduisant ainsi leurs concentrations dans les sols. Cependant, cette étude n'a pas pris en compte la dynamique de l'eau dans le sol.

Par rapport aux différents traitements, les pertes de Cu pour le traitement C1 sont significativement plus importantes (14 à 51,2% de la quantité appliquée) que pour le traitement C2 (3,8 - 36,5%). Par contre, les pertes de Cd pour le traitement C1 (1,9 à 19,9%) sont du même ordre de grandeur que pour C2 (0 à 18,4%) (**Tableau 4-6**). Contrairement au Cu, la concentration appliquée en Cd n'a pas d'effet significatif sur ses quantités retrouvées dans les sols + vétiver.

En fin d'expérimentation, pour les traitements C1 - C2, le vétiver absorbe Cu et Cd en quantités plus élevées lorsqu'il est planté sur le sol ferrugineux (6,3% - 16,8% et 14,6% - 23,8% de la quantité appliquée, respectivement) que sur le sol vertique (3,0% - 3,8% et 3,6% - 8,3% de la quantité appliquée) (**Tableau 4-6**), en relation avec les teneurs en $\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$ et $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$ plus importantes dans le sol ferrugineux comparées à celles du sol vertique.

3.3.5. Accumulation et translocation de Cu et Cd dans le vétiver

Afin d'évaluer la capacité du vétiver à tolérer et à accumuler le Cu et le Cd, le coefficient d'absorption biologique ($\text{CAB} = \text{Concentration du métal dans la plante} / \text{Concentrations du métal dans le sol}$), le facteur de bioconcentration ($\text{FBC} = \text{Concentration du métal dans les racines} / \text{Concentrations du métal dans le sol}$), et le facteur de translocation ($\text{FT} = \text{Concentration du métal dans les feuilles} / \text{Concentration du métal dans les racines}$) (Yoon *et*

al., 2006) ont été déterminés et sont présentés dans le **tableau 4-7** et les détails sont donnés dans les **annexes 4-11** et **4-12**.

L'accumulation d'un élément métallique par une plante est exprimée par l'indice CAB (Blaylock *et al.*, 1997). Les valeurs de CAB obtenues pour Cu dans le vétiver prélevé sur le sol ferrugineux 3 et 6 mois après traitement pour C1 (4,1 et 3,7) et pour C2 (11,2 et 14,0) sont plus élevées comparées à celles du vétiver issu du sol vertique pour les mêmes traitements (C1 (0,5 et 1,6) et C2 (0,9 et 3,0) (**Tableau 4-7**). De même, pour Cd, 3 et 6 mois après traitements, les CAB obtenus dans le vétiver prélevé sur le sol ferrugineux sont plus importants pour C1 (9,9 et 9,6) et C2 (15,4 et 19,7) que pour le sol vertique (C1 (1,3 et 1,9) et C2 (1,5 et 6,6)) (**Tableau 4-7**). Six mois après traitement, pour toutes les modalités, toutes les valeurs de CAB pour Cu et Cd sont supérieures à 1 dans le vétiver ; cette plante possède donc une capacité pour l'absorption de Cu et Cd à partir des sols étudiés et pour leur accumulation dans ses tissus et pourrait être utilisée pour la phytoextraction de ces éléments traces métalliques.

Le facteur de bioconcentration (FBC) renseigne sur la capacité d'une plante à absorber un métal à partir d'un sol et à l'accumuler dans ses racines. A T3 mois, pour les traitements C1 et C2, les FBC de Cu sont plus élevées pour le sol ferrugineux (6,5 et 5,4, respectivement) par rapport au sol vertique (1,1 et 2,1, respectivement) (**Tableau 4-7**). De même, les valeurs de FBC de Cd sont plus élevées pour le sol ferrugineux (7,9 et 4,0) que pour le sol vertique (2,3 et 2,1), respectivement pour les traitements C1 et C2. Quelque soit la nature du sol, il y a accumulation de Cu et Cd dans les racines du vétiver 3 mois après application.

A T6 mois, les FBC de Cu pour C1 et C2 restent plus élevés dans le vétiver du sol ferrugineux (5,7 et 7,3) que celui du sol vertique (3,6 et 2,8) (**Tableau 4-7**). Pour ces deux traitements, on observe également les FBC de Cd plus importants dans le vétiver du sol ferrugineux (7,4 et 4,2) que dans celui du sol vertique (3,2 et 2,3). L'accumulation de Cu et Cd dans les racines du vétiver est plus importante lorsqu'il est planté sur les sols ferrugineux, en relation avec les quantités de Cu et Cd biodisponibles plus importantes dans ce sol par rapport au sol vertique. De plus, les FBC de Cu et Cd supérieurs à 1 dans nos deux sols montrent que ces deux métaux sont fortement accumulés dans les racines de vétiver 6 mois après traitement. Yang *et al.* (2003) ont remarqué que les éléments métalliques tels que Cd, Cu, Zn et Pb s'accumulent préférentiellement dans les racines du vétiver et beaucoup moins dans les feuilles. Après 5 mois de croissance du vétiver sur un sol développé sur une ancienne mine de Pb/Zn, les FBC de Cu (1,7) et de Cd (1,2) obtenus respectivement par Yang *et al.*

(2003) et Zhuang *et al.* (2005) sont inférieurs à ceux obtenus pour tous les traitements dans cette étude. Par contre, leurs FT respectifs (Cu = 0,3 et Cd = 0,5) rentrent dans les fourchettes obtenues dans cette étude pour le traitement C1 (Cu : 0,1 - 0,5 et Cd : 0,3 - 1,4), mais ils sont moins élevés que nos FT pour le traitement C2 (Cu : 1,1 - 2,6 et Cd : 5,6 - 7,26) (**Tableau 4-7**). La durée des expériences en vases de végétation plus importante dans notre étude (6 mois) et les concentrations en Cu (100 - 500 mg kg⁻¹) et en Cd (2 - 10 mg kg⁻¹) plus élevées dans nos sols comparés aux sols étudiés par ces auteurs (Cu = 35 mg kg⁻¹ et Cd = 7 mg kg⁻¹) pourraient expliquer les plus fortes valeurs de FBC obtenues dans nos conditions, ainsi que les valeurs de FT plus élevées pour le traitement C2.

La capacité du vétiver à transférer Cu et Cd des racines vers les parties aériennes est évaluée par la valeur du facteur de translocation (FT). Pour le traitement C1, les valeurs FT pour Cu et Cd sont inférieures à 1 de T3 à T6 mois pour les deux sols, excepté pour Cd et pour le sol ferrugineux (1,4) (**Tableau 4-7**). Pour le traitement C2, les valeurs FT de Cu pour le sol vertique (0,2 - 1,1) sont inférieures à celles obtenues pour le sol ferrugineux (2,6 - 2,6), respectivement pour T3 - T6 mois. De même, les FT de Cd sont moins élevés pour le sol vertique (0,6 - 5,6) que pour le sol ferrugineux (5,7 - 7,3) (**Tableau 4-7**). Nos résultats montrent que la translocation de Cd est plus importante que celle de Cu. Après absorption par la plante, le transport du Cd dans la sève du xylème se ferait sous forme d'un complexe Cd-citrate, alors que pour Cu les acides aminés comme l'histidine ou l'asparagine joueraient le rôle de chélateur, comme pour la plus part des ETM (Krämer *et al.*, 1996). La différence de la nature des chélateurs pourrait expliquer la translocation plus rapide de Cd comparée à Cu. Dans nos conditions, les valeurs de FT de Cu et Cd dans le vétiver sont plus élevées que celles obtenues par Yang *et al.* (2003) et Chiu *et al.* (2006) (0,07 - 0,34 et 0,75, respectivement) après 5 mois de croissance du vétiver sur un sol d'ancienne mine. Il est possible que les formes de Cu et Cd dans ces derniers sols soient moins biodisponibles pour le vétiver que les sels (CuCl₂ et CdCl₂) apportés dans nos sols.

Les valeurs FT de Cu et Cd sont supérieures à 1 pour le traitement C2, ce qui confirme la capacité du vétiver à hyperaccumuler Cu et Cd pour ce traitement (Yoon *et al.*, 2006).

Partie 4 : Essais en vases de végétation

Tableau 4- 7 : Valeurs de CAB, FBC et FT dans le végétier pour Cu (a) et Cd (b) à 3 mois (T3) et 6 mois (T6) après traitements C1 (100 mg Cu kg⁻¹ + 2 mg Cd kg⁻¹) et C2 (500 mg Cu kg⁻¹ + 10 mg Cd kg⁻¹).

Les analyses statistiques sont réalisées sur les valeurs de CAB, FBC et FT obtenues à T3 et T6 mois par ANOVA à deux facteurs : type de sol (S : SV et SF) et traitement (T : C1 et C2). Pour le paramètre «ETM», une ANOVA englobant est réalisée sur l'ensemble de modalités de 3 et 6 mois. Les différences entre les échantillons sont analysées par le test de Newman-Keuls (SNK), avec un intervalle de confiance de 95%. Les différences significatives sont données par : * $p < 0,05$, ** $p < 0,01$ et *** $p < 0,001$ et ns : effet non significatif.

ETM	Traitement	Sol	Coefficient d'absorption biologique (CAB)		Facteur de bioconcentration (FBC)		Facteur de translocation (FT)	
			T3 mois	T6 mois	T3 mois	T6 mois	T3 mois	T6 mois
(a) cuivre	C1	SV	0,48 ± 0,25	1,58 ± 0,14	1,06 ± 0,57	3,66 ± 0,38	0,18 ± 0,07	0,09 ± 0,03
		SF	4,13 ± 1,57	3,71 ± 0,86	6,84 ± 2,80	6,14 ± 1,68	0,53 ± 0,34	0,48 ± 0,14
	C2	SV	0,93 ± 0,29	2,99 ± 0,47	2,14 ± 0,31	2,81 ± 0,53	0,15 ± 0,07	1,09 ± 0,13
		SF	11,20 ± 4,33	13,98 ± 3,55	5,42 ± 0,53	7,24 ± 2,75	2,62 ± 1,07	2,58 ± 0,98
(b) cadmium	C1	SV	1,30 ± 0,54	1,92 ± 0,21	2,28 ± 0,55	3,21 ± 0,66	0,32 ± 0,11	0,38 ± 0,22
		SF	9,86 ± 3,18	9,60 ± 4,41	7,91 ± 1,17	7,44 ± 2,06	1,43 ± 0,66	1,38 ± 0,55
	C2	SV	1,49 ± 0,63	6,62 ± 0,99	2,09 ± 0,50	2,28 ± 1,85	0,58 ± 0,40	5,62 ± 3,10
		SF	15,38 ± 6,29	19,71 ± 4,26	4,03 ± 1,26	4,18 ± 1,44	5,45 ± 1,53	7,26 ± 2,91

CAB (Cd) et FT (Cd) hautement plus élevés ($p < 0,001$) que CAB (Cu) et FT (Cu), respectivement. FBC : différence non significative ($p = 0,75$) entre Cu et Cd.

ANOVA
(a) cuivre

ANOVA (a) cuivre	Sol (S)	Traitement (T) + C1 + C2	Coefficient d'absorption biologique (CAB)		Facteur de bioconcentration (FBC)		Facteur de translocation (FT)	
			T3 mois	T6 mois	T3 mois	T6 mois	T3 mois	T6 mois
	***	***	***	***	**	***	**	*
	*	***	***	***	ns	ns	*	***
	b	b	b	b	b	b	b	b
	a	a	a	a	a	a	a	a
(a) cadmium	***	***	***	***	**	***	***	ns
	ns	ns	**	**	ns	ns	**	***
	b	b	b	b	b	b	b	a
	a	a	a	a	a	a	a	b

Pour le traitement C1, les valeurs de FBC de Cu et Cd supérieures à 1 et de FT inférieures à 1, suggèrent que le vétiver serait plus efficace pour la phytostabilisation du Cu dans les deux sols et de Cd dans le sol vertique. Cependant, pour le traitement C2, les valeurs de FBC et de FT supérieures à 1, notamment à T6 mois, indiquent que le vétiver peut être utilisé pour la phytoextraction de Cu et Cd dans nos deux sols. Pour C1 - C2, les FBC obtenus pour Cu et Cd à T6 mois dans le vétiver prélevé sur les sols vertique (3,6 - 2,8 et 3,2 - 2,3, respectivement) et ferrugineux (5,7 - 7,3 et 7,4 - 4,2) sont plus élevés que ceux obtenus par Sun *et al.* (2007) pour trois plantes différentes après 3 mois de croissance sur un sol limoneux (FBC : Cu = 0,5 - 2 et Cd = 0,3 - 1,3) (chou, moutarde et betterave). Par contre, ces dernières plantes présentent un FT pour Cu (2,5 - 7,5) et Cd (3 - 25) plus élevé que le vétiver croissant sur nos sols vertique (FT : Cu = 0,1 - 1,1 et Cd = 0,4 - 5,6) et ferrugineux (FT : Cu = 0,5 - 2,6 et Cd = 1,4 - 7,3). Le vétiver serait donc plus efficace pour stabiliser Cu et Cd dans les sols que le chou, la moutarde et la betterave (Sun *et al.*, 2007). De même, le vétiver montre une capacité plus élevée pour stabiliser Cu dans les sols, comparé aux quatre plantes étudiées par Yoon *et al.* (2006) (gentiane, verveine, ronce et plantain majeur). En effet, ces dernières plantes montrent un FBC moins élevé (0,1 - 1,3) et un FT plus élevé (0,4 - 12,0) comparé au vétiver à T6 mois.

Dans nos deux sols, les quantités de Cu et Cd totales et extractibles au $MgCl_2$ ont significativement diminué en présence du vétiver à T6 mois. Les CAB et BCF supérieurs à 1 montrent que le vétiver peut stabiliser Cu et Cd, et les accumuler dans ses parties racinaires et aériennes (FT : Cu = 0,1 - 2,6, Cd = 0,4 - 7,3). Comparé au sol vertique, le sol ferrugineux présente des teneurs en Cu et Cd biodisponibles plus élevées, ce qui expliquerait les quantités de Cu et Cd absorbés par le vétiver plus élevées pour le sol ferrugineux.

Dans cette partie d'étude, deux facteurs intéressants permettent d'estimer l'efficacité du vétiver dans les processus de phytostabilisation et de phytoextraction (accumulation) de Cu et Cd : le facteur de bioconcentration (FBC) et le facteur de translocation (FT). Plusieurs paramètres semblent influencer les valeurs FBC et FT de Cu et Cd dans le vétiver. Une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée afin d'identifier les paramètres (Teneur totales de Cu et Cd dans le sol (*Total-sol*) et dans le vétiver (*Total-vétiver*), leurs teneurs extractibles au $MgCl_2$ (*MgCl_2*), et leurs capacités d'adsorption sur le sol (*K_f*)) qui influencent le plus les valeurs de FBC et FT. Les résultats sont donnés dans la **figure 4-7**.

Pour les valeurs de FBC de Cu et Cd (**Figure 4-7-a**), les contributions totales de l'ensemble des axes principaux (F1 et F2) à la variation de l'ACP pour Cu et Cd sont respectivement de 97,97% et 98,43%, valeurs qui sont acceptables.

Pour Cu (**Figure 4-7-a-Cu**), FBC se trouve dans la partie positive de l'axe 1 (F1) qui représente 69,62% de la variance totale et qui porte les variables : *Total-vétiver* et $MgCl_2$. Ces deux paramètres contribueraient plus à l'augmentation de FBC de Cu comparés aux autres variables : *Total-sol* et K_f , notamment dans les sols ferrugineux (SF-P-C1 et SF-P-C2). Selon la matrice de corrélation (r) de Pearson, les paramètres favorisant l'augmentation du facteur FBC de Cu suivent l'ordre suivant : *Total-vétiver* (0,847) > $MgCl_2$ (0,589) > *Total-sol* (0,045) > K_f (-0,962). Le paramètre K_f est strictement opposé au facteur FBC, il est significativement corrélé avec FBC ($p < 0,05$), c'est le facteur qui limite le plus l'augmentation des valeurs FBC de Cu dans le vétiver. Par rapport à la nature du sol, la variance de FBC du Cu serait plus importante dans le sol ferrugineux, notamment lorsqu'il est traité à la concentration C2 (SF-P-C2), puisque les paramètres (*Total-vétiver*, $MgCl_2$ et *Total-sol*) contribuent de manière positive à l'augmentation de FBC dans ce sol, ce qui n'est pas le cas pour le sol vertique. Le paramètre K_f est important dans le sol vertique, ce qui aurait limité le FBC de Cu dans le vétiver récolté sur ce sol.

Pour Cd, (**Figure 4-7-a-Cd**), FBC est plus porté par l'axe 2 (F2) qui explique 47,39% de la variance totale et qui porte les facteurs *Total-vétiver* et K_f . L'axe principal 1 (F1 : 51,04%) oppose les paramètres $MgCl_2$ et *Total-sol* au FBC de Cd, ce qui est différent par rapport à Cu. Seul la teneur totale en Cd dans le vétiver (*Total-vétiver*) semble favoriser l'augmentation de son FBC, notamment dans le sol ferrugineux (SF-P-C1 et SF-P-C2). Les corrélations (r) entre tous les paramètres et le FBC de Cd suivent l'ordre suivant : *Total-vétiver* (0,398) > $MgCl_2$ (-0,492) > *Total-sol* (-0,516) > K_f (-0,788). Comme pour Cu, l'adsorption (K_f) de Cd est le facteur le plus limitant de l'augmentation des valeurs FBC dans le vétiver. L'axe 1 oppose le sol vertique au sol ferrugineux et indique clairement que les valeurs FBC augmenteraient plus dans le sol ferrugineux, qui présente une teneur totale en Cd dans le vétiver (*Total-vétiver*) plus importante. Le K_f est un paramètre important dans le sol vertique, et limiterait le FBC de Cd dans le vétiver issu de ce sol.

Pour les valeurs de FT de Cu et Cd (**Figure 4-7-b**), les contributions totales de l'ensemble des axes principaux (F1 et F2) à la variation de l'ACP pour Cu et Cd sont respectivement de 98,04% et 99,75%.

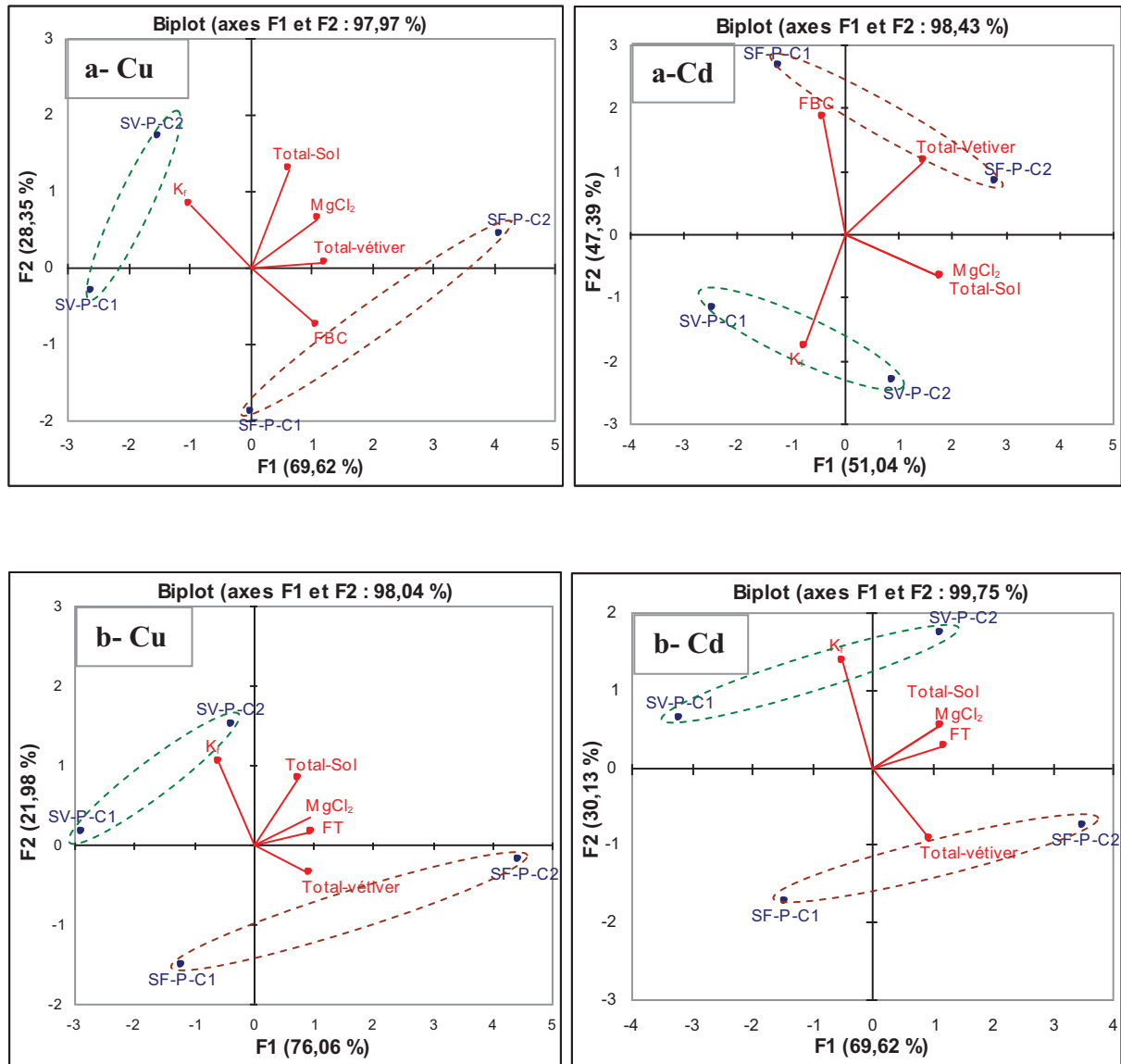


Figure 4- 7 : Corrélation entre la teneur totale en Cu et Cd dans le vétiver (*Total-vétiver*), leurs teneurs totales dans les sols (*Total-sol*) et extractibles au $MgCl_2$ ($MgCl_2$), leurs capacités d'adsorption (K_f) sur le sol et les facteurs FBC (a) et FT (b), plan factoriel de la répartition des variables et des échantillons de sol autour des axes principaux par ACP.

Pour Cu et Cd (**Figure 4-7-b**), la répartition des variables autour des axes F1 et F2 semble être similaire. Pour ces deux cas (b-Cu et b-Cd), les paramètres $MgCl_2$ et *Total-vétiver* pour Cu portés par l'axe principal (F1 : 76,06%), et les paramètres *Total-sol* et $MgCl_2$ pour Cd portés par F1 : 69,62%, contribueraient plus à l'augmentation du facteur de translocation (FT) comparés aux autres paramètres.

Pour Cu, les corrélations de Pearson (r) entre les paramètres et FT suivent l'ordre suivant : $MgCl_2$ (0,998) > *Total-vétiver* (0,913) > *Total-sol* (0,830) > K_f (-0,496). La corrélation significative entre la teneur de Cu extractible au $MgCl_2$ ($MgCl_2$) et son FT ($p <$

0,05) indique que plus Cu est biodisponible dans le sol, plus sa translocation est élevée dans le vétiver, notamment pour les sols traités à la forte concentration (SV-P-C2 et SF-P-C2).

Pour Cd, on obtient l'ordre suivant : $Total-sol (0,983) > MgCl_2 (0,92) > Total-vétiver (0,657) > K_f (-0,231)$. Les deux premiers paramètres ($Total-sol$ et $MgCl_2$) sont fortement corrélés au FT de Cd ($p < 0,05$) ; plus les quantités totales et biodisponibles de Cd dans les sols sont élevées, plus sa translocation des racines vers les feuilles serait donc importante, surtout dans les sols traités à la forte concentration C2 (SV-P-C2 et SF-P-C2). D'après nos données, la quantité de Cu et Cd accumulée dans les parties aériennes du vétiver serait plus corrélée à la quantité biodisponible dans les sols. D'après la **figure 4-7-b**, la quantité totale de Cu et Cd dans le vétiver ($Total-vétiver$) est un paramètre plus important dans le sol ferrugineux que dans le sol vertique, quel que soit le traitement.

La capacité d'adsorption (K_f) de Cu et Cd est négativement corrélée avec leurs facteurs FBC et FT, ce paramètre limiterait l'accumulation de Cu et Cd dans le vétiver.

4. Conclusions

En vases de végétation, pour tous les traitements, seules les plus fortes concentrations en Cu (500 mg/kg sol) et Cd (10 mg/kg sol) limitent significativement la croissance du vétiver. Trois mois après traitements, le sol ferrugineux présente des teneurs en endosulfan, en Cu et Cd extractibles plus élevées comparé au sol vertique, en rapport avec l'adsorption des 3 micropolluants plus élevée sur le sol vertique plus riche en argile et en carbone organique comparé au sol ferrugineux.

Cette étude montre que le vétiver peut d'une part stimuler la microflore dégradant l'endosulfan dans les sols. D'autre part, cette plante peut absorber le Cu et Cd, ce qui permet une diminution significative des teneurs extractibles des 3 micropolluants dans les sols plantés comparés aux sols non plantés. Cet effet vétiver semble plus efficace pour le sol vertique que pour le sol ferrugineux. En plus de la dégradation et/ou de la minéralisation, le vétiver par augmentation de l'adsorption de l'endosulfan dans les sols, a peut-être favorisé la formation de résidus non extractibles. Tous ces processus pourraient expliquer la disparition de 96% de l'endosulfan dans tous les sols 6 mois après traitement. Par ailleurs, les coefficients d'absorption biologique (CAB) > 1 , ainsi que le facteur de bioconcentration (FBC) indiquent

que le vétiver peut accumuler Cu et Cd dans ses tissus. Le vétiver semble une plante potentiellement efficace pour stimuler les microorganismes capables de dégrader l'endosulfan, et pour accumuler Cu et Cd dans ses parties racinaires et les transférer vers les parties aériennes ($FT > 1$), notamment pour le traitement C2.

Les essais en vases de végétation, réalisés en conditions contrôlées, ne prennent pas en compte la dynamique de l'eau dans les sols. En effet, celle-ci peut entraîner les micropolluants de la solution du sol vers la profondeur, ce qui peut favoriser la contamination des eaux souterraines. Il est donc nécessaire d'évaluer l'efficacité du vétiver pour limiter le lessivage des 3 micropolluants étudiés. La partie suivante concerne l'étude du lessivage de l'endosulfan, de Cu et Cd en conditions extérieures.

Partie 5 :

Transfert de l'endosulfan, du Cu et du Cd en colonnes de sol non plantées et plantées au vétiver, en conditions extérieures

1. Introduction

Le devenir de l'endosulfan, de Cu et Cd en présence du vétiver est étudié afin d'évaluer l'influence de cette plante sur le transfert des micropolluants vers les différents compartiments de l'environnement (eau, sol, plante). Les expériences en batch ont mis en évidence la capacité du vétiver à augmenter l'adsorption des trois micropolluants dans les sols. Les expériences en vases de végétation réalisées sur six mois, et menées en conditions contrôlées, ont montré une diminution significative des quantités extractibles et biodisponibles d'endosulfan, de Cu et Cd en présence du vétiver à partir de trois mois après traitement. Toutefois, la dynamique de l'eau dans le sol n'a pas été prise en compte. En effet, celle-ci peut réguler les quantités biodisponibles des composés organiques et métalliques dans les sols par différents processus (solubilisation, précipitation) et affecter ainsi leur devenir. Par ailleurs, le transport des particules colloïdales dans la solution du sol par l'écoulement de l'eau peut constituer une voie de transfert des micropolluants vers les eaux profondes. Il est donc essentiel d'évaluer les potentialités de lessivage des micropolluants afin de prévoir les risques de contamination des eaux souterraines.

Cette partie du mémoire a pour objectif d'évaluer l'influence du vétiver sur le mouvement vertical de l'endosulfan, Cu et Cd en colonnes de sol. Le lessivage des micropolluants est étudié dans les sols vertique et ferrugineux à l'aide de lysimètres, pendant une période de six mois, sous conditions extérieures. Cette étude prend en compte divers facteurs intervenant en conditions naturelles (précipitations, température) qui influencent la distribution des micropolluants dans les sols, ainsi que leurs quantités exportées par les eaux percolées.

2. Matériel et méthodes

2.1. Préparation des colonnes de sol

Les sols étudiés sont deux sols représentatifs du Burkina Faso : un sol vertique et un sol ferrugineux. Les principales caractéristiques de ces sols sont données dans le tableau 2-1 (§1.3.2, partie 2).

Les colonnes sont constituées de tubes PVC de 30 cm de haut et 20 cm de diamètre. Le dispositif contient 10 colonnes. Le 03 avril 2009, chaque colonne a été remplie avec 9 kg de sol sec tamisé à 2 mm. Cinq colonnes ont été remplies avec le même sol et le dispositif est resté en conditions extérieures au Jardin Botanique du Montet à Villers-lès-Nancy jusqu'au 24 mars 2010 afin d'obtenir les colonnes de sol structuré (**Figure 5-1**). Ce dispositif déjà utilisé par Landry *et al.* (2006), se compose d'un support PVC perforé de trous de 2 mm de diamètre reliant les colonnes aux entonnoirs. Le transfert de l'eau percolée vers les flacons en polyéthylène de 2000 ml se fait par l'intermédiaire de tuyaux avec un revêtement intérieur en téflon. Ces flacons sont placés dans un caisson noir, dans une fosse en contrebas du dispositif à l'abri de la lumière et de la chaleur, limitant ainsi les processus de dégradation des molécules. Le volume autour des colonnes a été rempli avec du sable afin de limiter les variations de température dans les colonnes. Un filet recouvre l'ensemble du dispositif et protège d'éventuelles intrusions d'oiseaux.

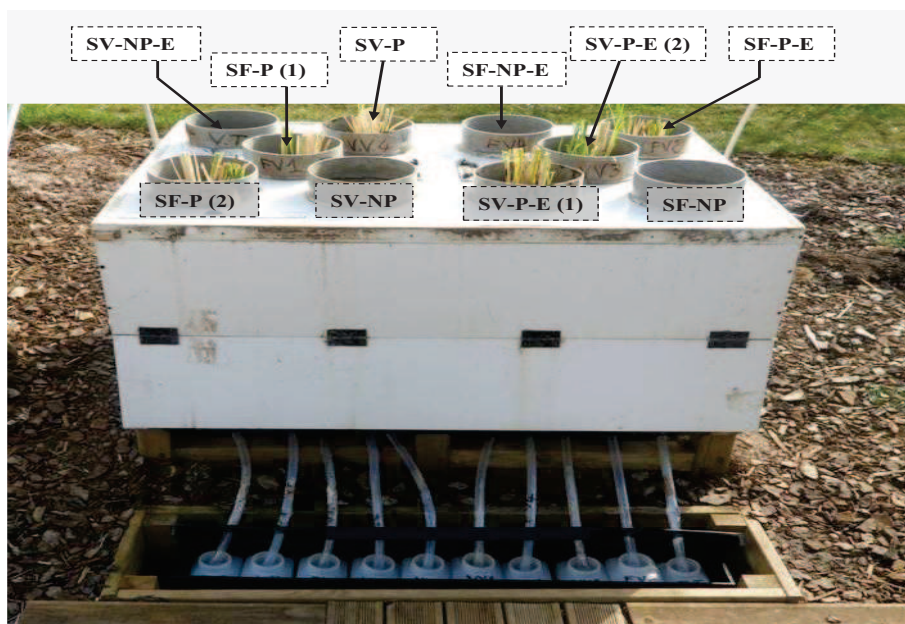


Figure 5-1 : Dispositif lysimétrique en conditions extérieures, avec sol vertique (SV) et sol ferrugineux (SF), plantés au vétiver (P) et non plantés (NP), traité à l'endosulfan (E) ou au mélange Cu-Cd.

Le 25 mars 2010, pour chaque sol, 3 colonnes sur 5 choisies par tirage au sort ont été plantées au vétiver. Les plants de vétiver utilisés étaient préalablement en culture sous une serre pendant 4 mois. Les feuilles et les racines du vétiver ont été taillées respectivement à 12 cm et 7 cm, et chaque colonne plantée a reçu 2 plants de vétiver. La croissance du vétiver sur le sol s'est effectuée pendant 7 semaines (jusqu'au 17 avril 2010) avant l'apport de l'endosulfan, du Cu et du Cd.

2.2. Traitements des colonnes de sol

Pour un même traitement, 5 colonnes incluant les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), plantés au vétiver (P) et non plantés (NP) ont été choisies. D'abord, 4 colonnes ont été retenues pour chaque traitement (SV-NP, SV-P, SF-NP et SF-P). Ensuite, afin d'obtenir la cinquième colonne pour le même traitement, un tirage au sort a été réalisé sur les 2 restantes (SV-P et SF-P). Une seule colonne plantée, choisie au hasard, a donc été dupliquée : le sol vertique planté pour le traitement à l'endosulfan (SV-P-E (1) et (2)) et le sol ferrugineux planté pour le traitement Cu et Cd (SF-P (1) et (2)) (**Figure 5-1**). Toutes les colonnes de sol ont été traitées le même jour (le 18/05/2010), sous une température moyenne de 14 °C.

2.2.1. Endosulfan

L'endosulfan composé de deux isomères α - et β -endosulfan avec un ratio 70/30 (pureté 99,5%) a été appliqué sur 2 colonnes de sols non plantés : 1 vertisol (SV-NP-E) et 1 sol ferrugineux (SF-NP-E), et sur 3 colonnes de sols plantés au vétiver : 2 vertisols (SV-P-E (1) et SV-P-E (2)) et 1 sol ferrugineux (SF-P-E). L'endosulfan a été appliqué uniformément à la surface de chaque colonne de sol en pipetant 10 mL de solution éthanolique à une concentration de 308,7 mg L⁻¹. La concentration d'endosulfan dans chaque colonne de sol (0,34 mg kg⁻¹) est neuf fois moins importante que celle appliquée dans les sols en vases de végétation (3,0 mg kg⁻¹), mais les quantités d'endosulfan appliquées sont similaires (3,09 mg en conditions extérieures et 3,0 mg en conditions contrôlées).

2.2.2. Cu et Cd

Le mélange Cu-Cd a été appliqué sur 2 colonnes de sols non plantés : 1 vertisol (SV-NP) et 1 sol ferrugineux (SF-NP), et sur 3 colonnes de sols plantés au vétiver : 1 vertisol (SV-

P) et 2 sols ferrugineux (SF-P (1) et SF-P (2)). Une solution composée de $21,16 \times 10^3$ mg de CuCl_2 et 326,1 mg de CdCl_2 dans 100 mL d'eau ultra pure a été appliquée uniformément à la surface de chaque colonne de sol en pipetant 10 mL de solution. Les concentrations de Cu et Cd correspondent respectivement à $111,1 \text{ mg kg}^{-1}$ et $2,2 \text{ mg kg}^{-1}$ de sol sec ; ces concentrations sont identiques à celles utilisées en vases de végétation.

2.2.3. Bromures

Deux jours après l'application de l'endosulfan, du Cu et du Cd à la surface des sols, afin de suivre la dynamique de l'eau dans les colonnes, 10 mL d'une solution aqueuse de Br à $10,3 \text{ g L}^{-1}$ ont été déposés à la surface du sol, soit un apport de 103 mg de bromure par colonne. Cette quantité de bromure appliquée rentre dans la fourchette de celles de la littérature qui varient de 18 à 310 mg par colonne de sol en conditions extérieures (Delphin et Chapot, 2006 ; Dousset *et al.*, 2010).

2.3. Prélèvements des percolats et extraction des micropolluants des eaux

Pour la durée de l'expérimentation (du 18 mai au 30 novembre 2010), les eaux percolées ont été prélevées le mardi de chaque semaine. Au total, 184 échantillons ont été obtenus (92 échantillons issus des 5 colonnes traitées à l'endosulfan et 92 échantillons pour les 5 ayant reçu le mélange Cu + Cd). Les percolats sont pesés avant d'être placés dans un congélateur à $-20 \text{ }^\circ\text{C}$ et les précipitations sont relevées à l'aide d'un pluviomètre installé à côté du dispositif. Les températures et la pluviométrie journalières entre le 1^{er} mai et le 30 novembre 2010 nous ont également été transmises par le site Météo France de Nancy-Essey, à environ 8 km du Jardin Botanique du Montet.

Pour les analyses des percolats des sols traités à l'endosulfan, les échantillons obtenus après une faible pluviométrie (0-2 mm de précipitations) ont été associés aux percolats prélevés à une date antérieure sous une pluviométrie supérieure à 5 mm. Les percolats obtenus le 22 juin 2010 (5,5 mm de précipitations) sont regroupés avec ceux prélevés le 29 juin et le 6 juillet 2010 (0 mm). De même, les percolats du 03 août 2010 (25 mm) et du 05 octobre 2010 (14 mm) sont regroupés respectivement avec ceux prélevés le 10 août (2 mm) et du 12 octobre 2010 (1 mm).

Après décongélation et agitation des percolats pendant une heure, 22 mL de percolats pour chaque échantillon sont filtrés à 0,45 μm : 2 mL servent pour l'analyse de bromures et 20 mL pour le dosage de carbone organique dissous (COD).

Les résidus d'endosulfan contenus dans les percolats ont été concentrés à l'aide d'une extraction en phase solide avec une cartouche remplie de silice (3 mL, Supelclean, Supelco) pour les percolats de volume ≤ 250 mL ou avec une cartouche (12 mL, Supelclean, Supelco) pour les percolats de volume > 250 mL. Les cartouches sont disposées sur un appareil SPE - J.T. BAKER Inc. relié à une pompe vide, assurant un débit d'élution des échantillons à travers les cartouches de 4 mL min^{-1} . Les cartouches sont préalablement conditionnées avec des volumes similaires d'acétonitrile puis de l'eau ultra pure, 2×1 mL pour une cartouche de 3 mL et 2×4 mL pour une cartouche de 12 mL. Les résidus d'endosulfan adsorbés par une cartouche LC-18 de 12 mL sont élués avec 2×2 mL d'acétonitrile ($2 \times 0,5$ mL pour une cartouche de 3 mL). L'extrait élué est pesé avant d'être placé dans un congélateur à - 20 °C pour analyses.

Une expérience préalablement réalisée en utilisant les cartouches de 3 et 12 mL a permis d'obtenir les rendements d'extraction moyens respectifs de $64,81 \pm 7,63\%$ et $75,58 \pm 4,78\%$ pour l'endosulfan α , $96,52\% \pm 3,67$ et $70,67 \pm 7,12\%$ pour l'endosulfan β , et $99,18 \pm 4,13\%$ et $81,94 \pm 5,6\%$ pour l'endosulfan sulfate. Ces rendements n'ont pas été pris en compte pour le calcul des concentrations finales.

Les éléments traces métalliques ont été dosés dans les percolats filtrés à 0,45 μm . Pour chaque échantillon, 2 gouttes d'acide nitrique à 69 % sont ajoutées dans le filtrat avant analyse.

2.4. Division des colonnes de sols en différents niveaux et extraction des micropolluants dans le vétiver et dans les échantillons de sols

Pour les sols plantés, le vétiver a été récolté à la fin de l'expérimentation puis nettoyé. Après séchage à 60°C pendant 48 h, les feuilles et les racines du vétiver sont broyées à l'aide d'un broyeur (Retsch, ZM 1). Six grammes par échantillon sont mélangés avec 6 g de terre diatomée (Sigma-Aldrich) préalablement chauffée à 500 °C pendant 2 h. L'ensemble bien homogénéisé est placé dans une cellule inox de 66 ml. Les résidus d'endosulfan sont extraits par système d'extraction accélérée par solvant (ASE 350, Dionex) (§ 2.3.2. partie 4).

A la fin de l'expérimentation, les colonnes de sol non plantés sont découpées en 4 niveaux horizontaux (0-5 ; 5-10 ; 10-15 ; 15-20 cm). Pour les sols plantés, les parties aériennes du vétiver sont prélevées et les colonnes de sol sont divisées en 2 tranches verticales. La première tranche est découpée en 4 niveaux horizontaux (0-5 ; 5-10 ; 10-15 ; 15-20 cm). La terre adhérant aux racines (0-2 mm des racines) correspondant au sol rhizosphérique (Rz) est prélevée. La seconde tranche constitue un échantillon homogène de la colonne (0-20 cm) et est considéré comme la terre non rhizosphérique (N-Rz). Chaque échantillon est ensuite séché à l'air libre, puis pesé, broyé et tamisé à 2 mm.

Les résidus d'endosulfan sont extraits dans les 4 niveaux horizontaux (0-5 ; 5-10 ; 10-15 ; 15-20 cm) et sur le sol non rhizosphérique (0 - 20 cm). Les résidus d'endosulfan n'ont pas pu être extraits dans les sols rhizosphériques, à cause de leurs faibles quantités (10 à 20 g). Trente grammes de sol, représentatifs de chaque tranche, tamisés à 1 mm sont mélangés avec 10 g de terre diatomée (Sigma-Aldrich). Après homogénéisation, l'échantillon est placé dans une cellule en inox de 100 mL. Les résidus d'endosulfan sont extraits par système d'extraction accélérée par solvant (ASE 350, Dionex) (§ 2.3.2. partie 4). Après évaporation de l'extrait à sec, les résidus d'endosulfan sont récupérés dans 5 mL d'acétonitrile et analysés.

Les rendements d'extraction d'endosulfan par ASE avec les cellules de 100 mL sont de $85,9 \pm 3,7\%$ pour α -endosulfan et de $91,4 \pm 3,3\%$ pour β -endosulfan. Les résultats finaux n'ont pas été corrigés en fonction des rendements.

Afin d'estimer les quantités de Cu et Cd biodisponibles dans chaque colonne de sol, 1 g de sol tamisé à 2 mm, représentatif de chaque niveau horizontal (0-5 ; 5-10 ; 10-15 ; 15-20 cm) a été extrait au MgCl_2 (0,1 M). La terre adhérant aux racines (rhizosphérique (Rz) et la terre non rhizosphérique (N-Rz) ont également été analysées. Un échantillon de terre est mélangé avec 40 mL de solution de MgCl_2 (0,1 M) dans un tube polycarbonate (PC) de 50 mL (§ 2.4.3. partie 4).

2.5. Analyses des résidus d'endosulfan, de Cu et Cd

Dans les percolats, les concentrations en bromure (Br^-) utilisé comme traceur de l'eau, et Cl^- , NO_3^- , PO_4^{3-} et SO_4^{2-} ont été dosées par chromatographie ionique Dionex ICS-3000 munie d'une colonne AS11-HC (4 × 250 mm) et d'une précolonne AG11-HG (4 × 50 mm).

L'éluant est composé d'une solution de KOH 25 mM. Le débit d'élution est de 1,3 mL min⁻¹ et le volume injecté de 25 µL. La limite de quantification est de 0,1 mg L⁻¹ pour chaque anion.

Le dosage du carbone organique dissous (COD) a été réalisé à l'aide de l'analyseur de carbone total Shimadzu TOC-VCSH et d'un passeur automatique à 64 voies ASI-V. La mesure de carbone est réalisée par oxydation thermique (réacteur en quartz : 680 °C) avec détection infrarouge à une longueur d'onde de 2200 cm⁻¹. L'échantillon est acidifié par de l'acide chlorhydrique (2 mol L⁻¹) pour éliminer les carbonates. La limite de quantification est de 0,3 mg L⁻¹.

Les résidus d'endosulfan extraits dans le vétiver, les percolats et dans les sols ont été analysés par HPLC comme décrit au § 2.3.4. Partie 4. Dans les sols, les résidus d'endosulfan α , β et sulfate étant inférieurs à la limite de quantification (0,03 mg kg⁻¹ de sol), la méthode d'analyses de résidus d'endosulfan dans le sol a donc été changée, les 5 mL d'acétonitrile contenant les résidus d'endosulfan ont été évaporés à sec et les résidus récupérés dans 500 µL de chloroforme. Ensuite, 75 µL de cette solution ont été analysés par spectrométrie de masse en couplage (GC-MS QP2010 Ultra). La limite de quantification est de 0,03 mg kg⁻¹ de sol pour l'endosulfan α , β et pour l'endosulfan sulfate.

Les éléments traces métalliques dans les percolats et dans les sols ont été analysés à l'aide d'une spectrométrie d'émission atomique ICP - AES (Varian 702-ES). La limite de quantification dans les eaux et dans les sols est respectivement de 5 µg L⁻¹ et de 0,25 mg kg⁻¹ de sol pour chacun des éléments.

Pour chaque colonne de sol planté au vétiver, les résidus d'endosulfan et les teneurs en Cu et Cd mesurés dans la terre de la seconde tranche 0 - 20 cm sont réparties dans les différents niveaux (0 - 5, 5 - 10, 10 - 15 et 15 - 20 cm).

3. Résultats et discussion

3.1. Conditions météorologiques

Les précipitations mensuelles de mai à novembre 2010 sur le site d'expérimentation au Jardin Botanique du Montet (Précipitations JB) et les données météorologiques du site Météo

France de Nancy-Essey (54) (températures et précipitations moyennes mensuelles) pour la période d'expérimentation et sur les 30 dernières années sont représentées dans la **figure 5-2**.

Durant la période d'expérimentation du 25 mai au 30 novembre 2010, la hauteur cumulée des précipitations est de 520 mm au site expérimental. Cette valeur est du même ordre de grandeur que celle obtenue par Météo France (528 mm), site de Nancy-Essey (à 8 km du site expérimental). Pour la même période (mai - novembre), ces précipitations sont supérieures à la pluviométrie moyenne sur les 30 dernières années (1980 - 2010) qui est de 467 mm.

Les précipitations sont plus élevées pour les mois de juin, août et novembre 2010 comparées à celles des 30 dernières années (**Figure 5-2**). Les mois de juillet et octobre en 2010 sont plus secs par rapport aux 30 dernières années.

La variation de la température entre mai et novembre 2010 est similaire à celle observée sur les 30 années passées pour cette période. Entre mai et novembre 2010, la température varie de 6,8 à 14,1 °C pour les mois les plus froids (mai, septembre, octobre) et de 18,1 à 21,3 °C pour les mois les plus chauds (juin, juillet, août). (**Figure 5-2**).

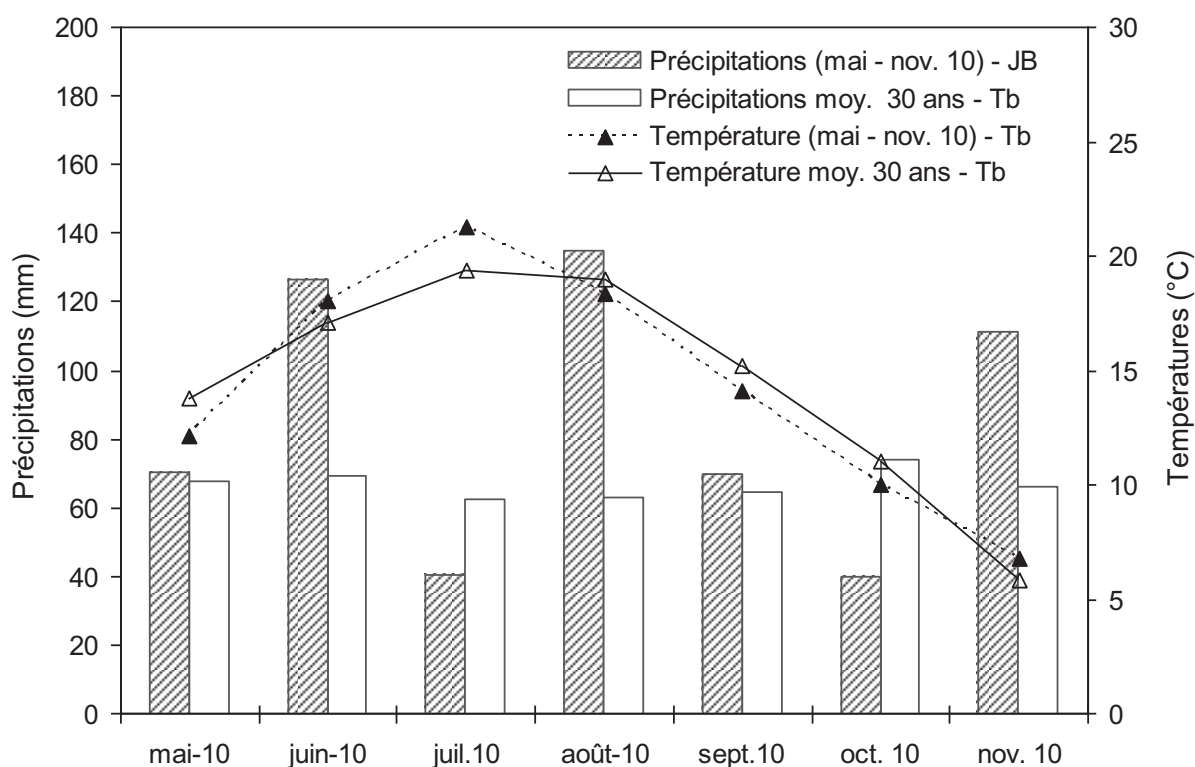


Figure 5-2 : Précipitations mensuelles au Jardin Botanique (JB) durant la période d'expérimentation (mai - novembre 2010) et données météorologiques du site Météo France de Tomblaine (Tb, à 8 km du site d'expérimentation): précipitations et températures moyennes mensuelles sur les 30 dernières années (1980 - 2010), et températures moyennes mensuelles pour la période mai- novembre 2010.

La hauteur cumulée des précipitations et la variation de la température obtenues durant l'expérimentation (520 mm et 6,8 - 21,3 °C de mai à novembre 2010) sont moins importantes que les précipitations et température moyennes sur 3 ans (2008 - 2011) de mai à novembre (saison des pluies) au Burkina Faso (866 mm et 26,5 - 32 °C) (**Figure 2-2**, partie 2). La hauteur cumulée d'eau, plus élevée au Burkina Faso pourrait entraîner une percolation plus importante pour la période de mai - novembre. Toutefois, ces précipitations à fortes intensités généralement sur des temps très courts pourraient surtout favoriser le ruissellement à l'échelle de la parcelle au Burkina Faso.

3.2. Croissance du vétiver

La biomasse du vétiver obtenue en conditions extérieures 6 mois après traitements est donnée dans le **tableau 5-1**.

Pour tous les traitements, le sol vertique présente une biomasse totale (feuilles + racines) de vétiver significativement plus élevée (18,6 - 25,4 g) que le sol ferrugineux (11,1 - 12,9 g) ($p < 0,05$) (**Tableau 5-1**). Cette tendance est similaire à celle observée lors des essais en vases de végétation (§ 3.1. partie 4), la croissance du vétiver serait en relation avec la teneur en carbone organique et la CEC plus élevées dans le sol vertique que dans le sol ferrugineux. Le type de traitement (endosulfan ou Cu + Cd) n'influence pas significativement la croissance du vétiver dans les sols vertique et ferrugineux. En conditions extérieures, pour le traitement Cu-Cd, les biomasses du vétiver pour les sols vertique (18,6 g) et ferrugineux (11,1 - 11,4 g) (**Tableau 5-1**) sont du même ordre de grandeur que celles pesées en vases de végétation ($18,8 \pm 2,4$ g et $16,4 \pm 7,4$ g) six mois après traitement. De même, la biomasse totale du vétiver récolté dans le sol vertique traité à l'endosulfan (20,9 - 25,4 g) est similaire à celle obtenue en vases de végétation ($19,4 \pm 4,20$ g). Par contre, le vétiver du sol ferrugineux semble peser moins en conditions extérieures (12,9 g) qu'en vases de végétation ($19,7 \pm 5,3$ g), peut être en relation avec l'apport de nutriments N-P-K qui aurait pu favoriser la croissance du vétiver en conditions contrôlées.

Tableau 5-1 : Biomasse des parties aériennes et racinaires du vétiver 6 mois après apport de l'endosulfan et du mélange Cu+Cd sur les colonnes de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF).

Les analyses statistiques sont réalisées sur *la biomasse des parties aériennes, des racines et sur la biomasse totale* par ANOVA à deux facteurs ; type de sol (S : SV et SF), et traitement (T : endosulfan et Cu + Cd). Les différences entre les modalités sont analysées par le test de Newman-Keuls (SNK), avec un intervalle de confiance de 95%. Les différences significatives sont données par : * $p < 0,05$ et ns : effet non significatif.

Traitement	Echantillons	Poids de la matière sèche en gramme (g)		
		Racines	Feuilles	Total
endosulfan	SV-P-E (1)	7,36	18,02	25,38
	SV-P-E (2)	6,81	14,09	20,90
	SF-P-E	3,69	9,22	12,91
Cu + Cd	SV-P	6,63	11,97	18,60
	SF-P (1)	2,17	9,27	11,44
	SF-P (2)	2,92	8,20	11,12
<i>ANOVA</i>				
	<i>Sol (S)</i>	*	<i>ns</i>	*
	<i>Traitement (T)</i>	<i>ns</i>	<i>ns</i>	<i>ns</i>
	<i>S × P</i>	<i>ns</i>	<i>ns</i>	<i>ns</i>

3.3. Dynamique de l'eau et élution des bromures

3.3.1. Influence de la nature du sol sur la dynamique de l'eau et l'élution des bromures

Les volumes cumulés d'eaux percolées à travers les colonnes de sol sont donnés dans la **figure 5-3** et l'**annexe 5-1**. Dans les sols non plantés, après 6 mois d'expérimentation et 520 mm de précipitations totales, le sol ferrugineux (SF-NP et SF-NP-E) présente des volumes d'eau cumulés plus élevés (239,0 - 331,4 mm, soit 8,1 - 11,3 L) comparé à ceux du sol vertique (SV-NP et SV-NP-E : 27,6 - 45,6 mm, soit 0,9 - 1,6 L) (**Figure 5-3** et **Tableau 5-2**). Bien que la densité apparente, déterminée à partir du poids de sol sec et le volume de terre dans la colonne, soit légèrement plus élevée pour le sol ferrugineux ($1,5 \text{ g cm}^{-3}$) que pour le sol vertique ($1,4 \text{ g cm}^{-3}$), la texture sablo-limoneuse du sol ferrugineux pourrait favoriser la percolation comparée à celle du sol vertique qui est limono-argilo-sableux (§ 1.3.2. partie 2). Par ailleurs, la présence d'argiles gonflantes dans le sol vertique (15,5% de smectites) a occasionné le colmatage de la porosité, ce qui a favorisé la stagnation des eaux de pluies à la surface des sols à certaines périodes ; l'évaporation des eaux stagnantes pourrait expliquer les faibles volumes d'eau percolée à travers la colonne de sol vertique non plantée.

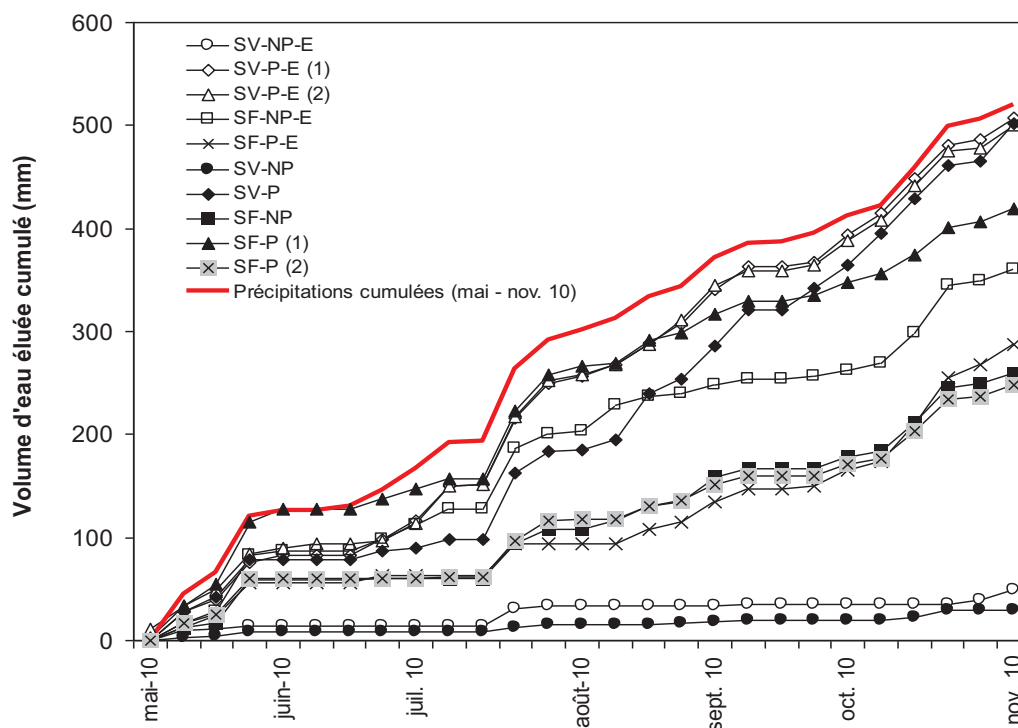


Figure 5-3: Précipitations cumulées mai - novembre 2010 (Météo France, site de Nancy-Essey (54)) et volumes cumulés d'eaux percolées dans les colonnes de sol verticale (SV) et ferrugineux (SF) non plantés (NP) et plantés au vétiver (P) sur six mois d'expérimentation (du 18 mai au 30 novembre 2010).

En fin de percolation, on récupère plus de bromures dans les percolats du sol ferrugineux (31,9 à 70,5% de la quantité appliquée) que dans ceux du sol verticale (8,1 à 12,8%) (**Figure 5-4 (a)** et **Tableau 5-2**), en relation avec les volumes d'eau éluée. Les courbes d'élué des ions bromures dans les sols sont données à la **figure 5-4**. Les quantités de bromures récupérées dans le sol verticale non planté sont plus faibles que celles retrouvées dans la littérature qui varient de 29 % dans un sol limono-argileux, pour une application initiale de 310 mg de Br (Delphin et Chapot, 2006) à 83,3% dans un sol sablo-limoneux pour une application de 18 mg Br par colonne de sol (Dousset *et al.*, 2010). La faible percolation dans notre sol verticale pourrait expliquer ces faibles quantités de bromures retrouvées.

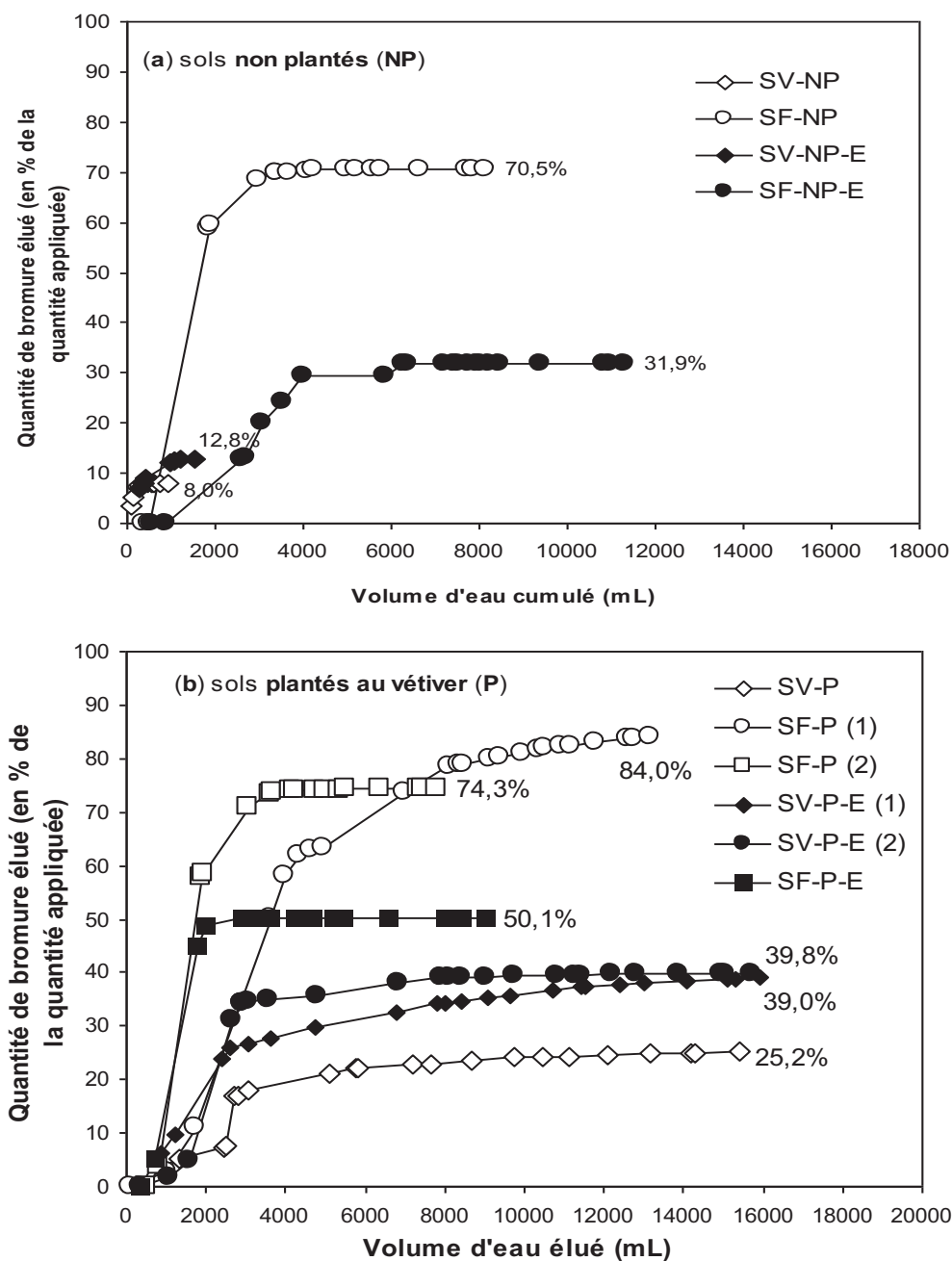


Figure 5- 4 : Courbes d'éluion des ions bromures dans les colonnes de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non plantés (NP) (a) et plantés au vétiver (P) (b), ayant reçu l'endosulfan (E) et Cu + Cd.

Dans les sols non plantés, les quantités de bromures élués suivent un ordre différent : SF-NP (70,5%) > SF-NP-E (31,9%) > SV-NP-E (12,8%) > SV-NP (8,1%) que celui des volumes d'eau cumulés : SF-NP-E > SF-NP > SV-NP-E > SV-NP (**Figure 5-4 (a)** et **Tableau 5-2**). Contrairement au sol vertique, l'éluion des bromures semble indépendante au volume d'eau percolé dans le sol ferrugineux non planté. De même, l'éluion des bromures dans les

sols plantés : SF-P (1) (84,0%) > SF-P (2) (74,3%) > SF-P-E (50,1%) > SV-P-E (2) (39,8%) > SV-P-E (1) (39,0%) > SV-P (25,2%) est différente de la percolation des colonnes : SV-P-E (1) (15,9 L) > SV-P-E (2) (15,7 L) = SV-P (15,7 L) > SF-P (1) (13,3 L) > SF-P-E (9,0 L) > SF-P (2) (7,8 L) (**Figure 5-4 (b)** et **Tableau 5-2**). Ces résultats montrent que, pour chaque modalité (planté au vétiver ou non planté), le sol ferrugineux permet une élution des bromures plus importante que le sol vertique, malgré les volumes d'eau percolés plus élevés dans le sol vertique planté par rapport au sol ferrugineux planté. La rétention des bromures par les matières organiques, plus abondantes dans le sol vertique pourrait expliquer leur élution plus faible dans ce sol comparé au sol ferrugineux.

Tableau 5-2 : Propriétés des colonnes de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non plantés (NP) et plantés au vétiver (P), et pourcentage des bromures dans les percolats par rapport à la quantité initiale appliquée.

Traitement	Colonne	Poids de sol sec (kg)	V eau éluée (L)	bromure (%)
Endosulfan	SV-NP-E	9,1	1,6	12,8
	SV-P-E (1)	9,0	15,9	39,0
	SV-P-E (2)	9,0	15,7	39,8
	SF-NP-E	9,2	11,3	31,9
	SF-P-E	9,3	9,0	50,1
Cu + Cd	SV-NP	9,1	0,9	8,1
	SV-P	9,0	15,7	25,2
	SF-NP	9,2	8,1	70,5
	SF-P (1)	9,2	13,3	84,0
	SF-P (2)	9,3	7,8	74,34

3.3.2. Influence du vétiver sur la dynamique de l'eau et l'élution des bromures

En présence du vétiver, les volumes d'eau percolés à travers les sols vertique (461,4 - 466,7 mm, soit 15,3 - 15,9 L) et ferrugineux (228,3 - 385,4 mm, soit 7,8 - 13,1 L) (**Figure 5-3** et **tableau 5-2**) sont plus importants que ceux obtenus dans les sols non plantés. Les racines de vétiver ont certainement engendré une macroporosité du sol, et donc favorisé les transferts d'eau. La biomasse des racines du vétiver dans le sol vertique (6,6 - 7,4 g) est significativement plus élevée ($p < 0,05$) que dans le sol ferrugineux (2,2 - 3,7 g) (**Tableau 5-1**), ce qui pourrait expliquer le volume d'eau percolée plus élevé dans le sol vertique planté (15,7 - 15,9 L) que dans le sol ferrugineux planté (7,8 - 13,3 L) (**Tableau 5-2**).

Pour les sols plantés au vétiver, les percolats présentent des quantités de bromures (25,2 - 84,0%) plus élevées que ceux des sols non plantés (8,1 - 70,5%) (**Tableau 5-2**), en rapport avec les volumes d'eau élués.

Pour les colonnes dupliquées, les quantités de bromures et les volumes d'eau élués obtenus à la fin de l'expérimentation pour les deux colonnes de sol vertique traité à l'endosulfan, SV-P-E (1) et SV-P-E (2) sont du même ordre de grandeur (39,0% et 39,8% de bromures élués, et 15,9 et 15,7 L d'eau percolée, respectivement) (**Tableau 5-2**); la dynamique de l'eau est donc similaire dans ces colonnes répliquées. Pour les deux colonnes de sol ferrugineux traité avec Cu + Cd, SF-P (1) et SF-P (2), les quantités de bromures élués sont respectivement de 84,0% et 74,3%, avec des volumes légèrement différents (13,3 et 7,8 L, respectivement). Ce résultat pourrait être lié à la microporosité légèrement différente dans les colonnes de sol ferrugineux remanié.

3.4. Devenir de l'endosulfan en conditions extérieures

3.4.1. Concentrations des résidus d'endosulfan dans les percolats

Les hauteurs de pluie hebdomadaires et l'évolution des concentrations en résidus d'endosulfan dans les percolats sont données dans la **figure 5-5**. Le détail des concentrations en endosulfan et des anions mesurés dans les percolats sont donnés dans l'**annexe 5-2**.

L'endosulfan sulfate n'a été détecté dans aucun des 92 échantillons analysés pour l'ensemble des modalités. L'endosulfan α a été détecté une seule fois (1 / 92 échantillons) dans les percolats du sol ferrugineux non planté (SF-NP-E) à 1,28 $\mu\text{g L}^{-1}$, 5 semaines après traitement. L'endosulfan β a été retrouvé 12 fois (12 / 92 échantillons) à des concentrations variant de 0,7 à 3,83 $\mu\text{g L}^{-1}$. Dans les paragraphes qui suivent, nous discuterons des teneurs en résidus d'endosulfan ($\alpha + \beta$).

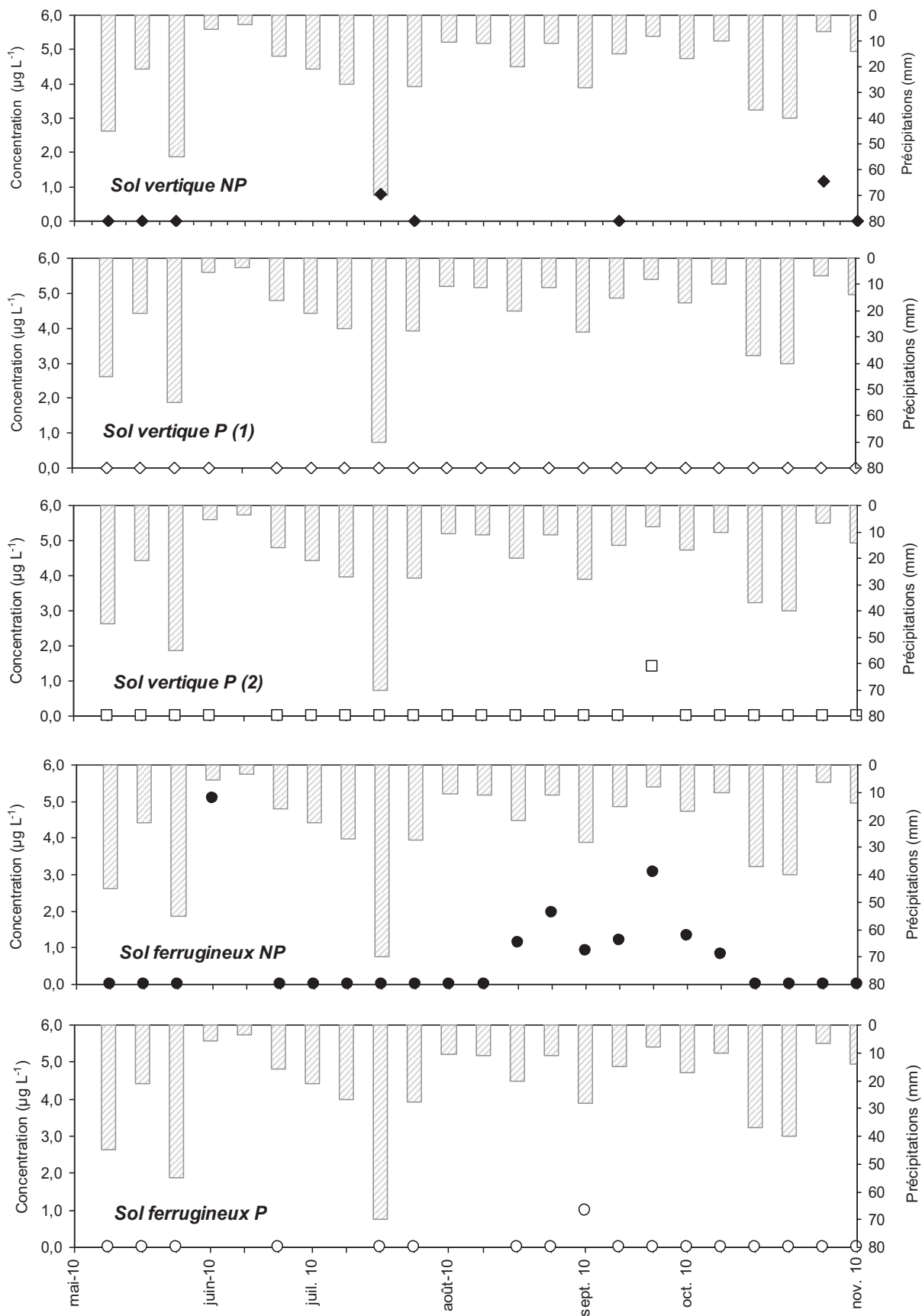


Figure 5-5 : Concentrations en endosulfan dans les percolats de sol verticale et ferrugineux, non plantés (NP) et plantés au vétiver (P) en fonction des précipitations (▨) de mai à novembre 2010.

Dans le sol ferrugineux (SF-NP-E), l'endosulfan est retrouvé plus souvent (8 sur 22 échantillons, soit 36,4%) et à une concentration plus élevée (0,81 à 5,09 $\mu\text{g L}^{-1}$) que dans le sol vertique (SV-NP-E) où il est détecté 2 fois sur 8 échantillons (soit 25%) à une concentration variant de 0,73 à 1,18 $\mu\text{g L}^{-1}$ (**Figure 5-5** et **annexes 5-2.1** et **5-2.2**). Ces résultats pourraient s'expliquer par le volume d'eau éluée et la quantité de bromures dans le sol ferrugineux plus importants (11,3 L et 31,9%, respectivement) que dans le sol vertique (1,6 L et 12,8%) (**Tableau 5-2**). Les plus fortes concentrations en endosulfan dans les percolats du sol ferrugineux (5,09 $\mu\text{g L}^{-1}$ le 22 juin 2010) et du sol vertique (à 1,18 $\mu\text{g L}^{-1}$ le 23 novembre 2010) sont mesurées une semaine après des fortes précipitations du mois concerné, respectivement de 55 mm (le 15 juin 2010), et de 40 mm (le 16 novembre 2010). Ces résultats indiquent que des fortes concentrations en endosulfan dans les percolats sont surtout associées à un régime des pluies, qu'à des précipitations à forte intensité.

Dans les sols plantés au vétiver, l'endosulfan est retrouvé moins fréquemment (2 / 62 échantillons, soit 3%) et à des concentrations plus faibles (1,0 à 1,38 $\mu\text{g L}^{-1}$) que dans les sols non plantés (10 / 30 échantillons, soit 33%, de 0,73 à 5,09 $\mu\text{g L}^{-1}$) (**Figure 5-5** et **annexes 5-2.3**, **5-2.4** et **5-2.5**). Ces résultats sont en désaccord avec les volumes cumulés d'eau éluée et la quantité de bromures plus élevés dans les sols plantés (9,0 - 15,9 L et 39,0 - 50,1%, respectivement) que ceux des sols non plantés (1,6 - 11,3 L et 12,8 - 31,9%). En présence du vétiver, l'endosulfan est détecté une seule fois dans les percolats du sol vertique (1,38 $\mu\text{g L}^{-1}$) et du ferrugineux (1,0 $\mu\text{g L}^{-1}$), ces teneurs sont associées à des précipitations respectives de 8 mm (le 19 octobre 2010) et 28 mm (le 28 septembre 2010), la plus élevée du mois concerné.

3.4.2. Quantités de résidus d'endosulfan percolés

3.4.2.1. Influence de la nature du sol sur les quantités lessivées d'endosulfan

Les pourcentages cumulés d'endosulfan élué dans les percolats des colonnes, en fonction des volumes d'eau percolée cumulés, sont donnés dans la **figure 5-6**.

Pour les sols non plantés, les percolats du sol ferrugineux (SF-NP-E) contiennent une quantité cumulée lessivée d'endosulfan plus importante (0,07%) que ceux du sol vertique (SV-NP-E) (0,014%) (**Figure 5-6**). Ces résultats sont en accord avec les quantités de bromures percolées plus importantes dans le sol ferrugineux (**Tableau 5-2**) et l'adsorption plus élevée de l'endosulfan sur le sol vertique ($K_f = 7,24 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, contre $6,27 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$ pour le sol ferrugineux). Pour ces deux sols, la quantité d'endosulfan lessivée reste très

faible (< 0,1% de la quantité appliquée) après 6 mois de percolation. Martins *et al.* (2007) obtiennent également des faibles quantités d'endosulfan ($\alpha + \beta$) (0,05% de la dose appliquée) dans les percolats d'un sol ferrallitique 5 mois après traitement et après 968,1 mm de précipitations. Ces auteurs expliquent la faible mobilité de l'endosulfan par son adsorption élevée ($K_d = 288 - 405 \text{ L kg}^{-1}$). La durée de demi-vie (DT50) estimée de l'endosulfan, légèrement moins élevée dans le sol vertique (40,6 jours) que dans le sol ferrugineux (43,1 jours), ne peut pas expliquer à elle seule les plus faibles quantités lessivées d'endosulfan dans ce sol comparées à celles du sol ferrugineux.

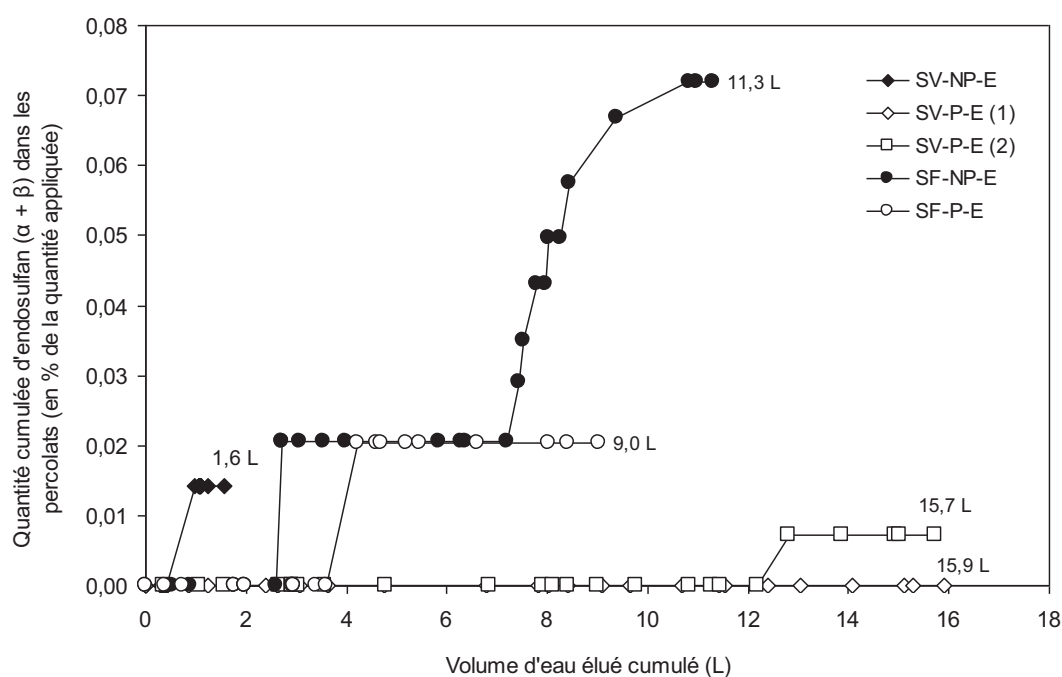


Figure 5-6 : Pourcentages cumulés d'endosulfan dans les percolats des sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), non plantés (NP) et plantés au vétiver (P), ayant reçu de l'endosulfan (E), en fonction du volume d'eau élué cumulé.

En ce qui concerne les deux isomères, les quantités lessivées de l'endosulfan α sont plus faibles (0,005%) que celles de l'endosulfan β (0,067%) dans nos deux sols non plantés. La capacité d'adsorption (K_f) des isomères α et β -endosulfan est identique sur les sols (4,1 - 4,7 et 3,4 - 4,9 $\text{mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectivement) (§ 3.2.1. partie 3), elle ne pourrait donc pas expliquer cette différence de lessivage entre ces deux isomères. Par contre, une dégradation ou une minéralisation plus rapide de l'endosulfan α dans les sols par rapport à l'endosulfan β pourrait limiter ses quantités lessivées. En effet, Martins *et al.* (2007) ont mesuré une quantité d'endosulfan α (0,01%) inférieure à celle de l'endosulfan β (0,04%). D'après ces auteurs, la

dégradation de l'endosulfan α (DT50 = 45 jours) plus rapide que celle de l'endosulfan β (DT50 = 128 jours) expliquerait ses plus faibles quantités lessivées. Dans notre sol ferrugineux, la quantité d'endosulfan α lessivée un mois après traitement (0,005%) est comparable à celle mesurée dans les percolats d'un sol ferrallitique (0,008%) 28 jours après traitement en conditions extérieures (Laabs *et al.*, 2000). Ces derniers auteurs expliquent les faibles quantités lessivées de l'endosulfan α par son adsorption élevée ($K_{OC} = 5713 \text{ L kg}^{-1} \text{ CO}$) et sa dégradation rapide (DT50 = 2,5 jours) dans le sol.

3.4.2.2. Influence du vétiver sur les quantités lessivées d'endosulfan

Les teneurs en endosulfan α , β et sulfate sont inférieures à la limite de quantification (LQ = 0,03 mg kg⁻¹ de matière sèche) dans les parties aériennes et racinaires du vétiver prélevées en fin d'expérimentation en conditions extérieures.

Les sols plantés au vétiver (SV-P-E (1), SV-P-E (2) et SF-P-E) présentent les plus faibles pourcentages d'endosulfan cumulé (0,007% à 0,020% de la quantité appliquée) comparés aux sols non plantés (0,014% à 0,072%) (**Figure 5-6**), malgré leurs volumes d'eau (9,0 - 15,9 L) et leurs teneurs en bromures (39,0 - 50,1%) élués plus importants que pour les sols non plantés (1,6 - 11,3 L de percolats et 12,8 - 31,9 % de bromures) (**Tableau 5-2**). L'adsorption de l'endosulfan significativement plus élevée sur les sols plantés au vétiver ($K_f = 6,53 - 9,73 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) comparés aux sols non plantés ($K_f = 6,27 - 7,24 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) (§ 3.2.3. partie 3) réduirait le lessivage de l'endosulfan à travers les sols plantés au vétiver. De plus, la disparition de l'endosulfan est plus rapide dans les sols plantés au vétiver (DT50 = 34,5 - 40,6 jours) comparé aux sols non plantés (DT50 = 40,6 - 43,1 jours) (§ 3.2.1. partie 4), ce qui pourrait réduire les quantités d'endosulfan percolées à travers les sols plantés.

En présence du vétiver, les quantités lessivées d'endosulfan sont 2 fois et 3,6 fois moins élevées respectivement dans les sols vertique et ferrugineux comparés aux sols non plantés. Ces résultats montrent que le vétiver est plus efficace pour réduire le lessivage de l'endosulfan lorsqu'il est planté sur le sol ferrugineux que sur le sol vertique.

3.4.3. Distribution des résidus d'endosulfan dans les profils de sol

L'endosulfan α n'a pas été retrouvé dans les sols à la fin de l'expérience (**annexes 5-3 et 5-4**). Sa dégradation est généralement plus rapide comparé à celle de l'endosulfan β dans

les sols (Stumpf *et al.*, 1989 ; Ghadiri et Rose, 2001), ce qui expliquerait sa non quantification dans nos sols.

La distribution des résidus d'endosulfan β et sulfate dans les profils de colonnes de sol après 6 mois d'expérience est donnée dans la **figure 5-7** et le détail est donné dans les **annexes 5-3 et 5-4**.

3.4.3.1. Influence de la nature du sol sur la migration des résidus d'endosulfan

Les profils de distribution des résidus d'endosulfan (β + sulfate) sont différents pour les deux types de sol (**Figure 5-7**).

La quantité d'endosulfan présente dans la couche supérieure 0-5 cm du sol vertique non planté (SV-NP-E) (12,3%) est significativement supérieure ($p < 0,05$) à celle du sol ferrugineux non planté (SV-NP-E) (8,6%) (**Figure 5-7** et **annexe 5-4**). Dans l'horizon 5-10 cm, la quantité d'endosulfan récupérée est de 0,6% dans le sol vertique et 0,0% dans le sol ferrugineux. Dans les niveaux inférieurs 10-15 et 15-20 cm, l'endosulfan n'a pas été récupéré des deux sols. Ces résultats indiquent que les quantités les plus importantes de résidus d'endosulfan sont récupérés dans la couche supérieure (0 - 5 cm) des sols vertique ($> 90\%$ de la quantité totale trouvée sur le profil de sol) et ferrugineux (100% de la quantité totale des résidus détectés sur le profil). Des résultats identiques sont rapportés par Kathpal *et al.* (1997) dans un sol cotonnier limono-sableux ; 11 mois après application d'endosulfan à 875 g ha^{-1} , les résidus retrouvés d'endosulfan β (3% de la quantité appliquée) et sulfate (8% de la quantité appliquée) sont concentrés dans la couche supérieure du sol (0-5 cm), en conditions extérieures. Le sol vertique (SV-NP-E) retient significativement plus l'endosulfan en surface (0 - 5 cm) (12,3% de la quantité appliquée) que le sol ferrugineux (SF-NP-E : 8,6% de la quantité appliquée). Ceci est dû à une adsorption de l'endosulfan significativement plus importante dans le sol vertique que dans le sol ferrugineux (§ 3.2.2. partie 3).

Pour l'ensemble des profils des sols non plantés, les résidus d'endosulfan sont plus retrouvés dans le sol vertique (12,9% de la quantité appliquée) que dans le sol ferrugineux (8,6%) (**Figure 5-7**), en relation avec la quantité d'endosulfan lessivée plus importante dans le sol ferrugineux comparé au sol vertique. Cependant, contrairement à l'endosulfan β qui est détecté dans les percolats, l'endosulfan sulfate n'a pas été retrouvé dans les percolats 6 mois après traitement. Soit l'endosulfan sulfate est plus adsorbé sur les sols que l'endosulfan β , soit

il a été minéralisé ou dégradé en endosulfan diol ou éther, métabolites non analysés dans cette étude, ce qui pourrait expliquer son absence dans les eaux percolées durant l'expérimentation.

3.4.3.2. Influence du vétiver sur la migration des résidus d'endosulfan

En présence du vétiver, la quantité d'endosulfan retrouvée dans le niveau 0 - 5 cm du sol vertique n°1 (SV-P-E (1)) (7,1%) et n°2 (SV-P-E (2)) (4,5%) est significativement moins importante ($p < 0,05$) que celle du sol vertique non planté (SV-NP-E) (12,3%) (**Figure 5-7**). Au contraire, pour l'horizon 5-10 cm, la quantité d'endosulfan retrouvée dans le sol vertique planté au vétiver SV-P-E (1) (1,8%) est significativement plus élevée ($p < 0,05$) à celle du sol vertique non planté (0,6%). A la fin de l'expérimentation, la profondeur des racines était d'environ 25 cm supérieure à la hauteur de la colonne de sol (20 cm) ; cela explique le volume d'eau percolée et la quantité de bromures plus importants dans le sol vertique en présence du vétiver, ce qui pourrait favoriser la migration des résidus d'endosulfan vers les horizons profonds. En effet, l'endosulfan est retrouvé en profondeur (10-15 cm) dans le sol vertique planté au vétiver n°1 (SV-P-E (1)) à 0,1%, alors qu'il n'est pas détecté dans cet horizon pour le sol vertique non planté.

Pour l'ensemble du profil, le sol vertique planté au vétiver contient des quantités de résidus d'endosulfan extractibles significativement plus faibles (4,8 - 8,9%) ($p < 0,05$) que le sol vertique non planté (12,9%). En plus de la dégradation par stimulation microbienne, le vétiver augmente l'adsorption de l'endosulfan sur les sols (§ 3.2.3. partie 3), ce qui pourrait favoriser la formation des résidus liés et limiterait ainsi les quantités d'endosulfan extractibles du sol vertique planté.

Contrairement au sol vertique, dans le sol ferrugineux planté au vétiver, la quantité d'endosulfan contenue dans la couche 0-5 cm (10,2%) est significativement plus élevée ($p < 0,05$) que dans le sol ferrugineux non planté (8,6%) (**Figure 5-7**). Ces résultats pourraient s'expliquer par la quantité lessivée d'endosulfan plus élevée dans le sol ferrugineux non planté (0,072%) que dans ce sol planté au vétiver (0,02%) (**Figure 5-6**). Pour ces deux colonnes de sol, l'endosulfan n'a pas été détecté dans les horizons 5-10, 10-15 et 15-20 cm.

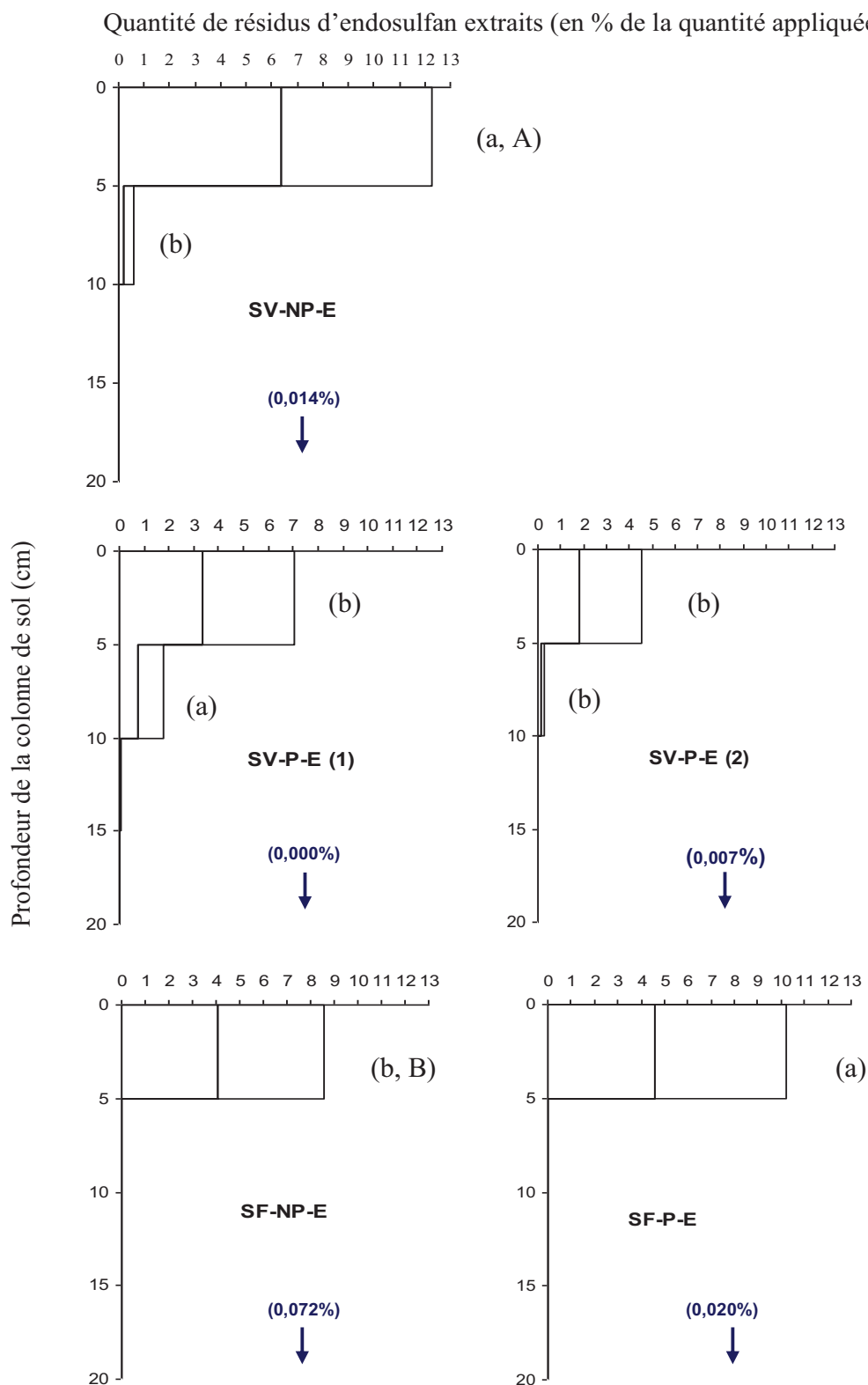


Figure 5-7 : Répartition des quantités totales d'endosulfan β (\square) et d'endosulfan sulfate (\blacksquare) dans les profils de sols verticale (SV) et ferrugineux (SF) non planté (NP) et planté au vétiver (P) 6 mois après le traitement. Les quantités d'endosulfan lessivées sont données (entre parenthèses). L'endosulfan α n'est détecté dans aucun des sols ($< 0,03 \text{ mg kg}^{-1}$).

Pour chaque horizon, la différence entre les colonnes est évaluée par le test F de Fisher (intervalle de confiance de 95%). Les différences significatives sont indiquées par des lettres (a, b) pour le même sol (entre planté et non planté) et par des lettres en MAJUSCULES (A, B) pour les deux sols de nature différente (SV-NP et SF-NP).

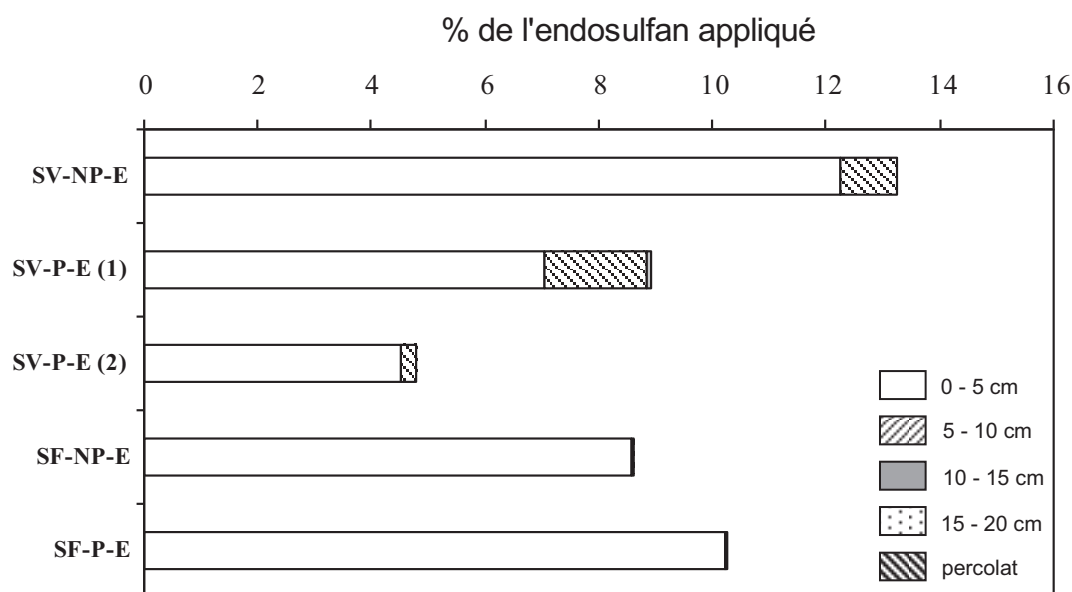
Par ailleurs, les résidus d'endosulfan sulfate sont plus abondants dans le sol ferrugineux lorsqu'il est planté au vétiver (5,6%) que lorsqu'il est nu (4,6%). Ces résultats sont en accord avec ceux obtenus en vases de végétation qui montrent que la teneur en endosulfan sulfate obtenue dans le sol ferrugineux planté au vétiver est plus élevée ($0,30 \text{ mg kg}^{-1}$) comparé à ce sol non planté ($< 0,12 \text{ mg kg}^{-1}$) (3.1.2. partie 4). Par contre, on obtient moins de résidus d'endosulfan sulfate dans le sol vertique planté au vétiver (2,9 - 4,8%) que dans ce sol nu (6,3%). L'adsorption de l'endosulfan sulfate, plus importante sur le sol vertique planté que sur ce sol non planté pourrait limiter ses quantités extractibles. L'étude d'adsorption montre que le vétiver augmente plus l'adsorption de l'endosulfan lorsqu'il est planté sur le sol vertique que sur le sol ferrugineux (§ 3.2.3. partie 3). La formation de résidus non extractibles pourrait de ce fait être plus importante dans le sol vertique planté que dans le sol ferrugineux planté, ce qui expliquerait la quantité totale de l'endosulfan extractibles plus faible dans le sol vertique planté (4,8 - 8,9%) que dans le sol ferrugineux planté (10,2%) (**Figure 5-7**).

Six mois après une application d'endosulfan à 1 kg ha^{-1} sur les colonnes de sol, les concentrations en endosulfan β varient de 0,01 à $0,12 \text{ mg kg}^{-1}$ de sol et celles de l'endosulfan sulfate de 0,01 à $0,14 \text{ mg kg}^{-1}$ de sol (**Annexe 5-3**). Malgré une dose plus importante ($1,8 \text{ kg ha}^{-1}$) en vases de végétation, l'endosulfan n'a pas été détecté dans les sols 6 mois après application. Plusieurs paramètres pourraient expliquer cette observation. D'abord la limite de quantification (LQ) de l'endosulfan dans les échantillons de terre étudiés en vases de végétation (analyse en HPLC, avec $\text{LQ} = 0,12 \text{ mg kg}^{-1}$ de sol) est plus élevée que celle de l'endosulfan analysé dans les sols en conditions extérieures (analyse en GC-MS, avec $\text{LQ} = 0,03 \text{ mg kg}^{-1}$ de sol) (§ 2.5, partie 5). Puis, les nutriments N-P-K apportés dans les sols en vases de végétation ont pu stimuler l'activité des microorganismes dégradants permettant ainsi une dégradation et/ou minéralisation de l'endosulfan plus importante. Enfin, la température plus élevée en conditions contrôlées (16 - 24 °C) qu'en conditions extérieures (6,8 - 14°C) aurait pu favoriser la dégradation et/ou minéralisation de l'endosulfan en vases de végétation.

3.4.4. Bilan de masse

Les quantités de résidus d'endosulfan détectés dans les sols et dans les percolats pour chaque colonne sont données dans la **figure 5-8**.

La quantité totale d'endosulfan appliqué sur chaque colonne n'a pas été retrouvée. Après 6 mois d'expérience, les pertes d'endosulfan dans le sol vertique (86,8% de la quantité appliquée) ne diffèrent pas significativement de celles obtenues dans le sol ferrugineux (91,4%). En présence du vétiver, les quantités d'endosulfan perdues sont significativement plus élevées (89,58% - 95,2%) par rapport aux colonnes de sol non planté (86,8% - 91,4%) ($p < 0,05$, **Figure 5-8**).



ANOVA

Sol (S) :	<i>ns</i>
Plante (P) :	*
S × P :	**

Figure 5-8: Bilan de masse des résidus d'endosulfan dans les colonnes de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF), non plantés (NP) et plantés au vétiver (P), ayant reçu de l'endosulfan (E), et dans les percolats (en % de la quantité appliquée).

Les analyses statistiques sont réalisées sur la quantité d'endosulfan retrouvée par ANOVA à deux facteurs : type de sol (S) et Plante (P). Les différences entre les modalités sont analysées par le test de Newman-Keuls (SNK), avec un intervalle de confiance de 95%. Les différences significatives sont données par : * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$ et ns : effet non significatif.

Pour l'ensemble des modalités, les quantités d'endosulfan non retrouvées sont du même ordre de grandeur que celle mesurée par Martins *et al.* (2007) dans un sol ferrallitique (91,9%) après 5 mois d'étude de lessivage en conditions extérieures. Ces pertes pourraient être liées à la volatilisation de l'endosulfan, à sa minéralisation et à la formation de résidus non extractibles. En effet, en conditions extérieures, les quantités d'endosulfan volatilisées

peuvent atteindre 70% 5 jours après une application de 750 g ha⁻¹ sur un champ de coton à 20 °C (Kennedy *et al.*, 2001), et 75% 3 mois après une application de 610 g ha⁻¹ sur un sol limono-argileux (Antonious et Byers, 1997). La volatilisation plutôt importante de l'endosulfan résulterait de sa constance de Henry élevée de 1,48 Pa.m³.mol⁻¹ (25 °C) (FOOTPRINT, 2011). Par ailleurs, Laabs *et al.* (2000 ; 2002) montrent que l'endosulfan appliqué à 1 kg ha⁻¹ peut former les résidus liés non extractibles de 7% à 15% 3 mois après application, respectivement dans des sols sableux et argilo-sableux. Six mois après traitement de nos sols (1 kg ha⁻¹), des résidus non extractibles ont pu se former.

Six mois après traitement, les pertes en endosulfan sont légèrement moins élevées dans les sols étudiés en conditions extérieures (86,8% - 95,2%) comparés aux sols étudiés en vases de végétation (> 96%). Les méthodes d'analyses diffèrent dans ces deux conditions, la limite de quantification plus élevée pour les vases de végétation (0,12 mg kg⁻¹ de sol) que pour les sols étudiés en conditions extérieures (0,03 mg kg⁻¹ de sol) pourrait en partie expliquer ces résultats. Par ailleurs, la dégradation et/ou minéralisation de l'endosulfan, ainsi que sa volatilisation pourraient être plus importantes en conditions contrôlées, en relation avec la température plus élevée (16 - 24 °C) comparées aux conditions extérieures (6,8 - 14°C).

3.5. Devenir de Cu et Cd en conditions extérieures

3.5.1. Concentrations de Cu et Cd dans les percolats

Les concentrations en Cu et Cd dans les percolats des colonnes de sols et les hauteurs de pluie hebdomadaires sont données dans la **figure 5-9**. Le détail des concentrations en Cu et Cd mesurées dans les percolats et les volumes d'eau percolés en fonction du temps est donné dans l'**annexe 5-5**.

Dans les percolats du sol ferrugineux non planté (SF-NP), Cu est plus fréquemment retrouvé (18 fois sur 18 échantillons, soit 100%) mais à une concentration moins élevée (6 à 29 µg L⁻¹) que pour le sol vertique non planté (SV-NP) (11 fois sur 12 échantillons, soit 92%, à une concentration de 7 à 100 µg L⁻¹) (**Figure 5-9** et **annexes 5-5.1** et **5.5.2**). Ces résultats sont en désaccord avec le volume d'eau élué et la quantité de bromures dans le sol ferrugineux (8,1 L et 70,5%, respectivement) plus importants que dans le sol vertique (0,9 L et 8,1%) (**Tableau 5-2**).

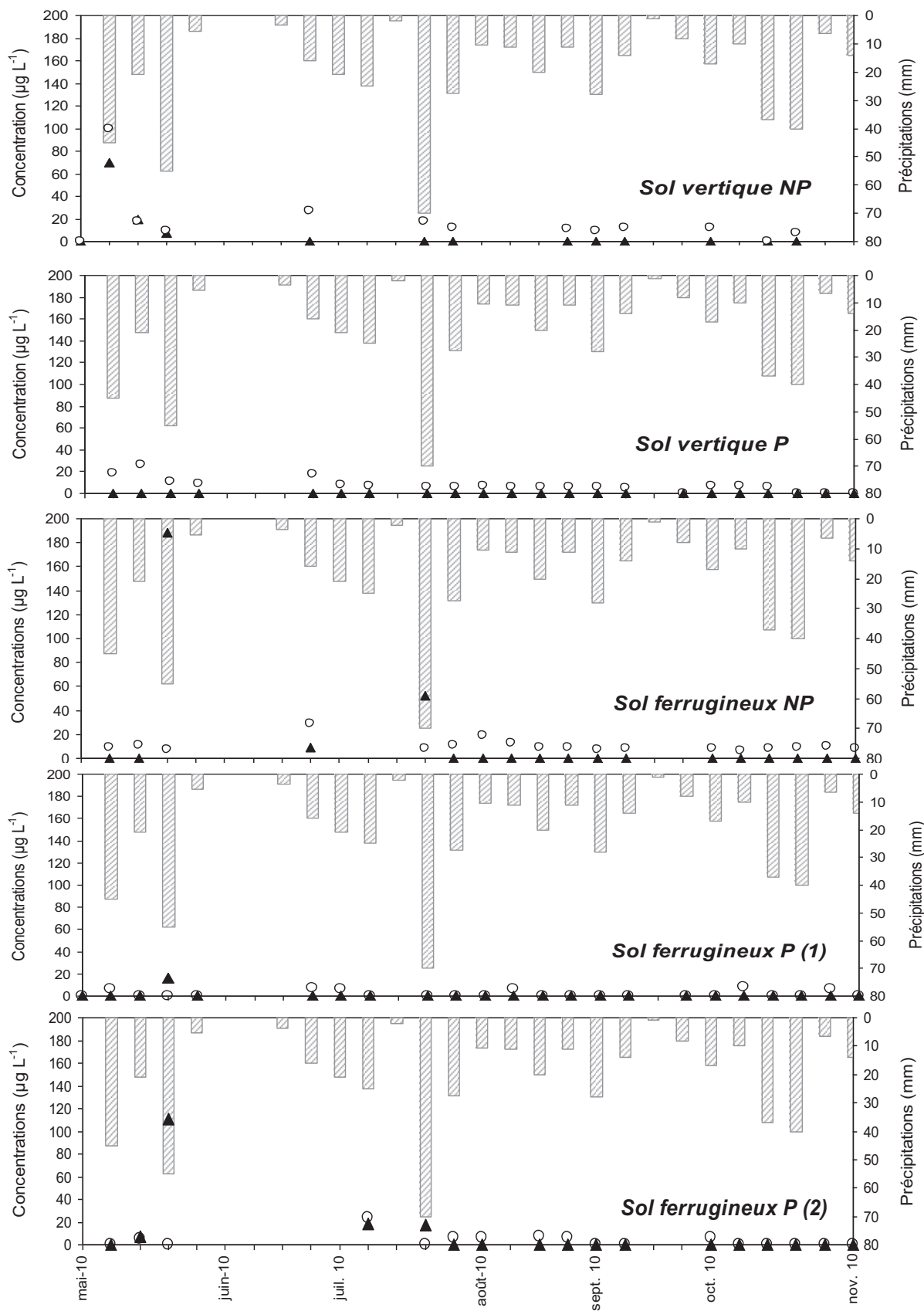


Figure 5-9 : Concentrations du Cu (\circ) et du Cd (\blacktriangle) dans les percolats des colonnes de sols verticale et ferrugineux, non plantés (NP) et plantés au vétiver (P) en fonction des précipitations (\square) de mai à novembre 2010.

La concentration en Cu plus élevée dans les percolats du sol vertique serait en relation avec sa teneur initiale (avant traitement) plus élevée dans le sol vertique ($30,6 \text{ mg kg}^{-1}$) que dans le sol ferrugineux ($4,8 \text{ mg kg}^{-1}$) (Tableau 2-1. partie 2), ce qui aurait favorisé la présence de Cu en plus grande concentration dans les percolats du sol vertique ($100 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$) que dans ceux de sol ferrugineux ($9 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$) 2 semaines après traitement et après 45 mm de précipitation (**Figure 5-9** et **annexes 5-5.1** et **5.5.2**). En revanche, Cd est retrouvé moins souvent dans les percolats du sol ferrugineux (SF-NP), mais à une concentration plus élevée (3 / 18 échantillons, soit 17%, à $9 - 188 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$) par rapport aux percolats du sol vertique (3 / 12 échantillons, soit 25%, à $7-70 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$). Ceci peut être expliqué par la quantité de bromures dans le sol ferrugineux plus élevée que dans le sol vertique.

Pour toutes les colonnes étudiées, les corrélations entre les concentrations en Cu et Cd dans les percolats et les teneurs en COD, NO_3^- et SO_4^{2-} (**Annexes 5-6**) ont été analysées par le test de Pearson. Les teneurs en Cu dans les percolats sont très faiblement corrélées avec celles de COD, NO_3^- et SO_4^{2-} ($R^2 = 0,007 - 0,157$). De même, aucune corrélation significative n'a été observée entre les teneurs en Cd et celles de COD, NO_3^- et SO_4^{2-} . ($R^2 = 0,009 - 0,230$). Ces résultats ne concordent pas avec ceux de Linde *et al.* (2007) qui, en étudiant le lessivage des ETM dans les sols, ont obtenu une forte corrélation ($r^2 = 0,81$ à $0,90$) entre les concentrations en Cu et celle de COD dans les percolats, mais aucune corrélation en Cd et COD n'avait été trouvée. Dans nos conditions, les quantités lessivées de Cu et Cd ne sont pas liées à la mobilité du COD vers la profondeur.

3.5.2. Quantités de Cu et Cd percolés

3.5.2.1. Influence de la nature du sol sur les quantités lessivées de Cu et Cd

Les pourcentages cumulés de Cu et Cd élués dans les colonnes, en fonction des volumes d'eau percolée cumulés, sont donnés dans la **figure 5-10**.

Dans nos colonnes de sols, les quantités de Cd exportées (0,00% - 1,48%) sont plus élevées que celles de Cu (0,00% - 0,01%) (**Figure 5-10**), en relation avec la mobilité de Cd dans les sols plus importante que celle de Cu (McBride, 1994). En effet, l'adsorption de Cu est significativement plus élevée dans nos sols ($K_f = 328,1 - 4445,1 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) comparé à Cd ($K_f = 37,2 - 280,2 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$). Forsberg *et al.* (2008) obtiennent aussi des quantités lessivées de Cd plus élevée (14% - 45%) que celles de Cu (2% - 13%) 2 mois après un

traitement de 573 mg Cu et 0,1 mg Cd kg⁻¹ de sol limoneux. Les quantités lessivées de Cu et Cd plus élevées pour ces derniers auteurs que dans nos colonnes de sols pourraient s'expliquer par leur hauteur d'eau apportée (1218,7 mm) plus importante que les précipitations cumulées dans nos conditions (519,6 mm).

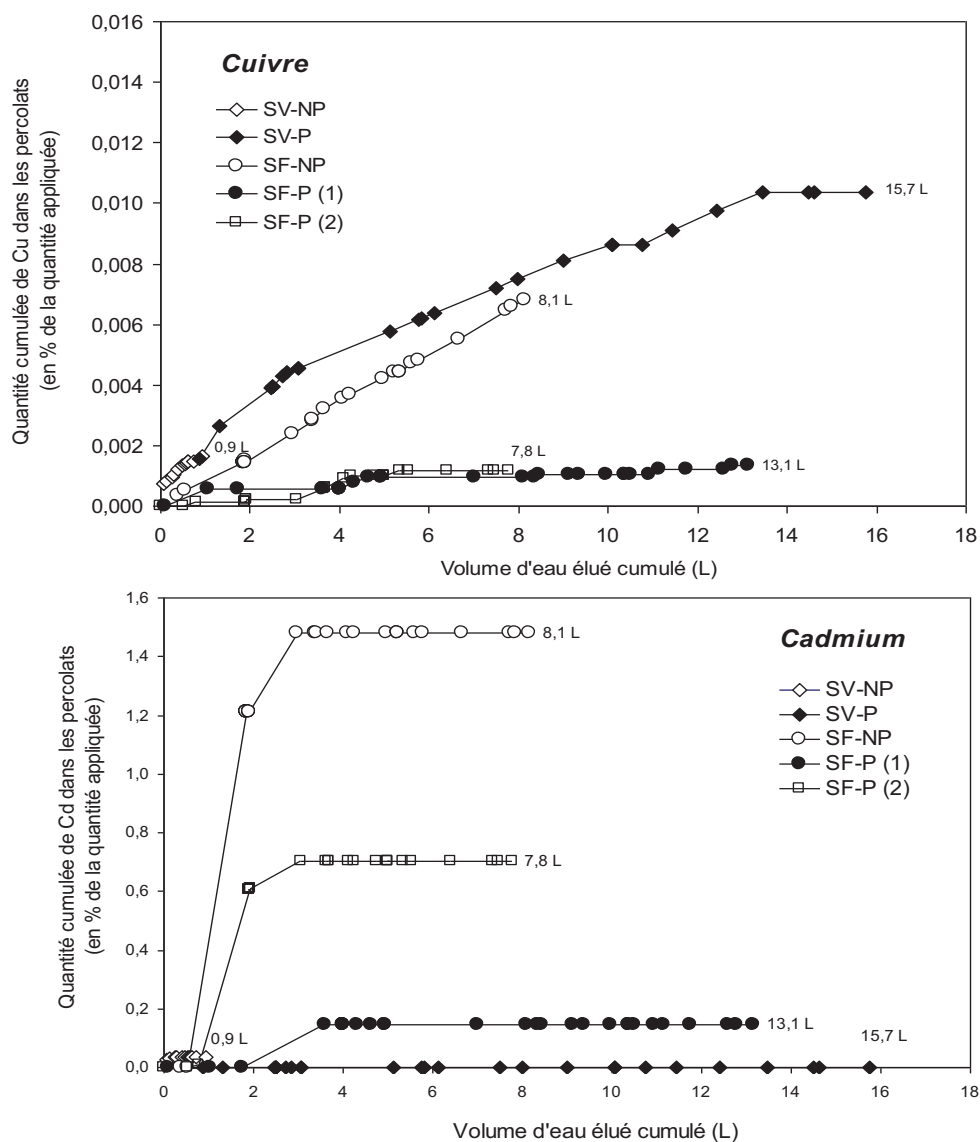


Figure 5-10 : Pourcentages cumulés de Cu et Cd dans les percolats de sols verticale (SV) et ferrugineux (SF), non plantés (NP) et plantés au vétiver (P), en fonction du volume d'eau élué cumulé.

Les percolats du sol verticale non planté (SV-NP) contiennent des quantités cumulées de Cu (0,002%) et Cd (0,035%) moins élevées que ceux du sol ferrugineux (SF-NP) (Cu = 0,007% et Cd = 1,48%) (Figure 5-10), en relation avec l'adsorption de Cu et Cd plus

importante sur le sol vertique ($K_f = 2922$ et $206 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectivement) que sur le sol ferrugineux ($K_f = 328$ et $37 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectivement) (§ 3.3.2. partie 3).

3.5.2.2. Influence du vétiver sur les quantités lessivées de Cu et Cd

Dans les sols plantés au vétiver, les quantités cumulées de Cu dans les percolats (0,001% - 0,010%) sont légèrement plus élevées que celles des percolats des sols non plantés (0,002% - 0,007%), certainement en relation avec la macroporosité engendrée par les racines du vétiver. Jacobson *et al.* (2005) ont également montré que les quantités de Cu lessivées à travers un sol calcaire sont légèrement plus importantes lorsque ce sol est planté avec de la fétuque et du ray-grass (0,016%) que lorsqu'il est nu (0,009%) 6 mois après traitement. Le déplacement de Cu dans les sols plantés pourrait être lié à l'écoulement préférentiel associé à la macroporosité qui augmente en présence des racines. Par contre, les quantités cumulées de Cd dans les percolats des sols plantés sont moins élevées (0,06% - 0,17%) que celles des percolats des sols non plantés (0,03% - 1,52%). Contrairement à Cu, les quantités de Cd lessivées sont en accord avec son adsorption plus élevée dans les sols plantés au vétiver ($76 - 280 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) comparés aux sols non plantés ($37 - 206 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$) (§ 3.3.3. partie 3).

En présence du vétiver, le sol vertique ne contient pas de Cd dans les percolats. En revanche, ses quantités lessivées de Cu sont 5 fois plus importantes que celles du sol vertique non planté. Dans sol ferrugineux planté, les quantités lessivées de Cu et Cd sont respectivement 7 et 2 - 10 fois plus faibles que celles de ce sol non planté. Le vétiver serait donc plus efficace pour réduire le lessivage de Cu dans le sol ferrugineux, et Cd dans le sol vertique.

3.5.3. Distribution de Cu et Cd extractibles au MgCl_2 dans les profils de sol

Les distributions de Cu et Cd extractibles au MgCl_2 dans les profils de sol vertique et ferrugineux, non plantés et plantés au vétiver sont données dans la **Figure 5-11**, et le détail dans les **annexes 5-7, 5-8 et 5-9**. Le cuivre et le cadmium sont détectés dans tous les horizons des profils de sol.

3.5.3.1. Influence de la nature du sol sur la migration de Cu et Cd extractibles au $MgCl_2$.

Pour les sols non plantés, dans la couche 0-5 cm, le sol vertique contient des quantités de Cu (3,6 - 10,2%) significativement moins importantes et de Cd (28,4 - 29,5%) plus élevées ($p < 0,001$) comparé au sol ferrugineux (32,4 - 35,0% de Cu et 15,4 - 17,2% de Cd) (**Figure 5-11** et **Tableau 5-3**). Sur les horizons 5-10 et 10-15 cm, le sol vertique contient des quantités de Cu (0,2 - 0,4% et 0,1 - 0,2%) et Cd (9,7 - 11,3% et 6,6 - 7,0%) significativement moins élevées ($p < 0,001$) comparé au sol ferrugineux (Cu : 6,3 - 6,9% et 0,5 - 0,6% ; Cd : 15,3 - 19,5% et 14,4 - 17,4%). Dans le niveau le plus profond 15-20 cm, les quantités de Cu et Cd ne diffèrent pas significativement entre le sol vertique et le sol ferrugineux (**Figure 5-11** et **Tableau 5-3**). Dans ces deux sols, les quantités de Cu détecté dans l'horizon 15-20 cm (0,10 - 0,4%) sont moins importantes que celles de Cd (6,4 - 18,0%). Ces résultats indiquent une plus grande mobilité de Cd par rapport à Cu, en relation avec l'adsorption de Cu significativement plus élevée que celle de Cd sur nos deux sols (§ 3.3.1. partie 3).

Pour l'ensemble du profil, le sol ferrugineux montre des quantités extractibles au $MgCl_2$ de Cu (40,1%) et Cd (58,8%) plus élevées que le sol vertique (10,9% de Cu et 54,7% de Cd). Les plus faibles quantités de Cu_{MgCl_2} et Cd_{MgCl_2} dans le sol vertique seraient en relation avec leur adsorption plus importante sur ce sol ($K_f = 2921,9$ et $206,1 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectivement) que sur le sol ferrugineux ($K_f = 328,1$ et $37,2 \text{ mg}^{1-n} \text{ L}^n \text{ kg}^{-1}$, respectivement) (§ 3.3.2. partie 3).

3.5.3.2. Influence du vétiver sur la migration de Cu et Cd extractibles par $MgCl_2$

Dans les couches 0-5, 5-10, 10-15 et 15-20 cm, le vétiver n'a pas d'effet significatif sur les quantités de Cu_{MgCl_2} et de Cd_{MgCl_2} , excepté dans le niveau 5-10 cm où le vétiver diminue significativement ($p < 0,05$) la quantité de Cu_{MgCl_2} du sol (**Figure 5-11** et **Tableau 5-3**). Dans cet horizon, les sols plantés contiennent moins de Cu_{MgCl_2} (0,2 - 6,7%) que les sols non plantés (0,4 - 6,9%).

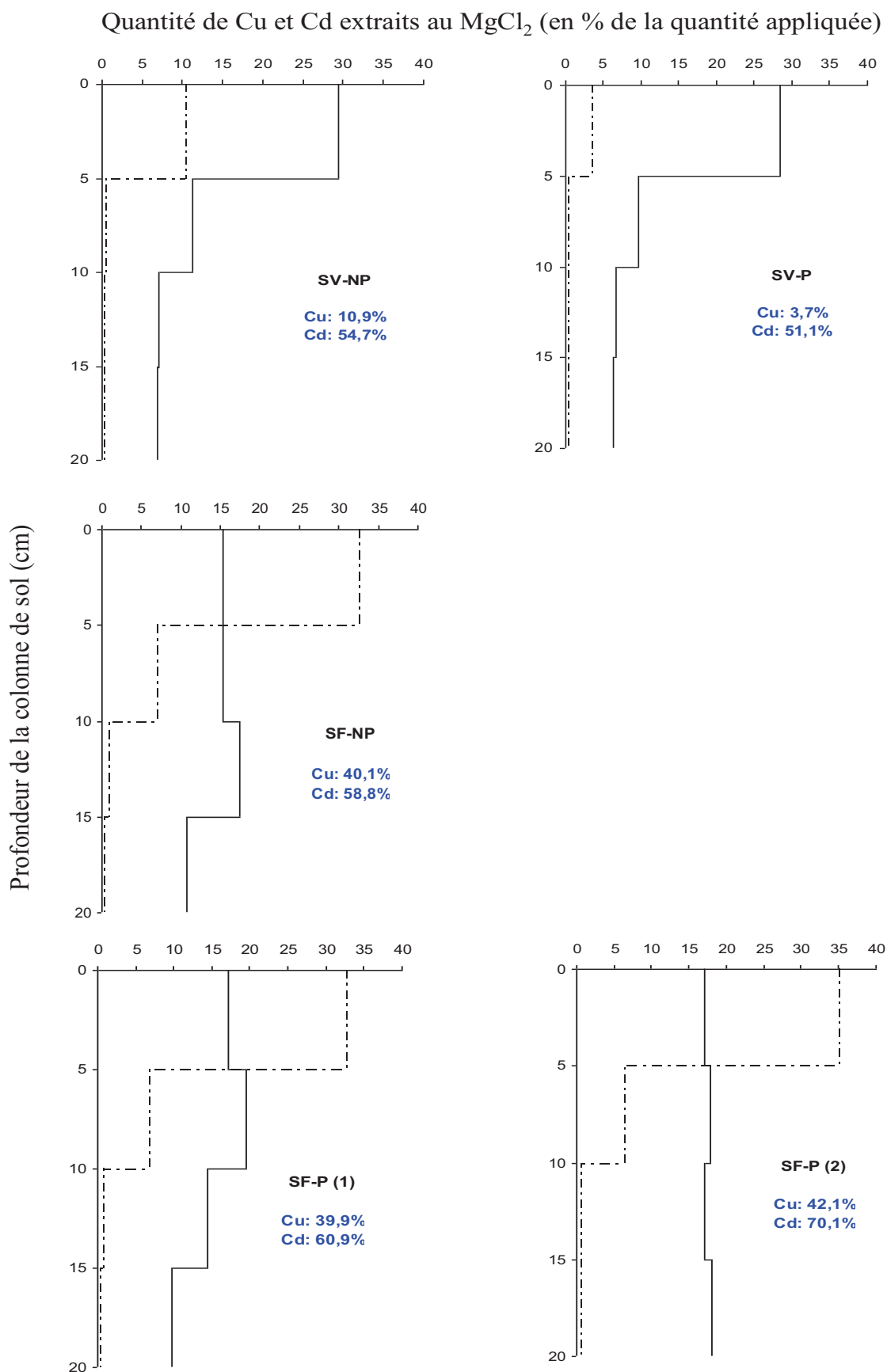


Figure 5-11: Répartition des quantités de cuivre (-•-) et de cadmium (Cd) (—) extractibles au $MgCl_2$ et dans les profils de sols verticale (SV) et ferrugineux (SF) non planté (NP) et planté au vétiver (P) 6 mois après le traitement.

La distribution de $\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$ et $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$ dans les différents niveaux du sol ferrugineux est la même qu'il soit ou non planté au vétiver (**Figure 5-11**). Pour l'ensemble du profil, le vétiver n'a pas d'effet significatif sur les quantités de $\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$ et $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$ retrouvées ; elles sont de 3,7 - 42,1% et 51,1 - 70,1%, respectivement dans les sols plantés et de 10,9 - 40,1% et 54,7 - 58,8% dans les sols non plantés.

Dans les terres rhizosphériques (0 - 2 mm collées aux racines), les concentrations en $\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$ (22,93 - 143,3 mg kg^{-1}) et $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$ (2,03 - 3,85 mg kg^{-1}) sont plus importantes que celles des terres non rhizosphériques ($\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$: 3,25 - 48,63 mg kg^{-1} et $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$: 1,15 - 1,45 mg kg^{-1}) (**Annexe 5-9**). Ces résultats semblent indiquer que, dans les colonnes plantées au vétiver, plus on s'éloigne des racines, plus les concentrations en $\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$ et $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$ dans les échantillons de sol diminuent, peut-être en rapport avec leur lessivage plus important dans les terres non rhizosphériques. Les exsudats racinaires pourrait favoriser l'adsorption de Cu et Cd dans les terres rhizosphériques (plus proche des racines), donc limiter leur lessivage. En effet, de nombreux auteurs ont montré l'efficacité du vétiver pour stabiliser les ETM dans les sols (Roongtanakiat et Chairaj, 2001 ; Prasad, 2005 ; Rotkittikhun *et al.*, 2007).

3.5.4. Absorption de Cu et Cd par le vétiver

Six mois après traitement, le vétiver prélevé sur le sol vertique présente des teneurs totales en Cu (421,7 mg kg^{-1} MS, soit 0,8% de la quantité appliquée) plus faibles que celui issu du sol ferrugineux (Cu : 790 - 856,2 mg kg^{-1} MS, soit 0,9 - 1,0%). Par contre, les teneurs en Cd dans le vétiver sont de même ordre de grandeur pour le sol vertique (8,5 mg kg^{-1} MS, soit 0,8% de la quantité appliquée) et ferrugineux (Cd : 8,8 - 12,3 mg kg^{-1} MS, soit 0,5 - 0,7%) (**Tableaux 5-3 et 5-4**). L'accumulation de Cu dans le vétiver plus importante pour le sol ferrugineux que le sol vertique serait en rapport avec sa quantité biodisponible plus élevée dans le sol ferrugineux que dans le sol vertique.

3.5.5. Teneurs en Cu et Cd extractibles au MgCl_2 dans les sols, percolées et absorbées par le vétiver en conditions extérieures

Les quantités de Cu et Cd (sol + percolats + vétiver) récupérées à 6 mois après traitement (en % des traitements appliqués dans les sols) sont données dans le **tableau 5-3**. Pour l'ensemble des colonnes, les quantités retrouvées de Cu (4,5% - 43,1%) sont plus faibles

que celles de Cd (51,9% - 71,5%) (**Tableau 5-3**), en relation avec son adsorption significativement plus importante dans les sols comparé à Cd.

Après 6 mois d'expérience, les quantités retrouvées de Cu et Cd dans le sol vertique (10,9% et 54,7%, respectivement) sont significativement plus faibles que dans le sol ferrugineux (40,1% et 61,3%) (**Tableau 5-3**), en rapport avec l'adsorption de Cu et Cd plus élevée sur le sol vertique que sur le sol ferrugineux. Les quantités de Cu et Cd retrouvées ne correspondent pas aux quantités totales, car les teneurs totales en Cu et Cd dans les sols n'ont pas été dosées. Seules les quantités extractibles par $MgCl_2$ (Cu_{MgCl_2} et Cd_{MgCl_2}) ont été analysées. En présence du vétiver, les quantités de Cu et Cd retrouvées (4,5- 43,1 % et 51,9 - 71,5%, respectivement) ne diffèrent pas significativement de celles des sols non plantés (10,9 - 40,1% et 54,7 - 60,3%), en relation avec leurs faibles quantités absorbées par le vétiver 6 mois après traitement (< 1% de la quantité appliquée) (**Tableau 5-3**).

Tableau 5-3 : Quantités de Cu et Cd retrouvées dans les profils de sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non planté (NP) et planté au vétiver (P), dans les percolats et dans le vétiver, en % fonction de la quantité appliquée.

Les analyses statistiques sont réalisées sur les *quantités en Cu et Cd biodisponibles* dans les horizons des sols et sur les *quantités en Cu et Cd retrouvées* 6 mois après traitement par ANOVA à deux facteurs : Sol (S) et Plante (P). Les différences entre les modalités sont analysées par le test de Newman-Keuls (SNK), avec un intervalle de confiance de 95%. Les différences significatives sont données par : * $p < 0,05$ (significatif) ; ** $p < 0,01$ (très significatif), *** $p < 0,001$ (hautement significatif) et n.s : effet non significatif.

	Sols	Quantité extractible au $MgCl_2$ dans le profil (%)				percolats	vétiver	Total
		0 - 5 cm	5 - 10 cm	10 - 15 cm	15 - 20 cm			
cuivre	SV-NP	10,2 ± 1,7	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0,0	0,2 ± 0,0	0,002		10,9 ± 1,7
	SV-P	3,6 ± 0,3	0,2 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,010	0,78	4,5 ± 0,3
	SF-NP	32,4 ± 7,5	6,9 ± 0,4	0,6 ± 0,1	0,2 ± 0,0	0,007		40,1 ± 7,3
	SF-P (1)	32,6 ± 2,3	6,7 ± 0,3	0,5 ± 0,0	0,2 ± 0,0	0,001	0,90	40,8 ± 2,5
	SF-P (2)	35,0 ± 2,6	6,3 ± 0,1	0,5 ± 0,0	0,4 ± 0,3	0,001	0,95	43,1 ± 2,7
cadmium	SV-NP	29,4 ± 3,9	11,3 ± 0,2	7,0 ± 0,2	6,9 ± 0,0	0,035		54,7 ± 3,7
	SV-P	28,9 ± 1,0	9,7 ± 0,1	6,6 ± 0,1	6,4 ± 0,0	0,000	0,79	51,9 ± 1,0
	SF-NP	15,4 ± 1,9	15,3 ± 0,7	17,4 ± 1,7	10,7 ± 0,3	1,482		60,3 ± 3,3
	SF-P (1)	17,2 ± 0,3	19,5 ± 1,0	14,4 ± 0,2	9,7 ± 0,2	0,146	0,50	61,5 ± 1,6
	SF-P (2)	17,1 ± 1,0	17,9 ± 0,3	17,2 ± 0,6	18,0 ± 13,4	0,701	0,68	71,5 ± 13,3

ANOVA

Cuivre

<i>Sol (S)</i>	***	***	***	<i>ns</i>	***
<i>Plante (P)</i>	<i>ns</i>	*	<i>ns</i>	<i>ns</i>	<i>ns</i>
<i>S × P</i>	*	*	**	<i>ns</i>	<i>ns</i>

Cadmium

<i>Sol (S)</i>	***	***	***	<i>ns</i>	*
<i>Plante (P)</i>	<i>ns</i>	<i>ns</i>	<i>ns</i>	<i>ns</i>	<i>ns</i>
<i>S × P</i>	<i>ns</i>	***	<i>ns</i>	<i>ns</i>	<i>ns</i>

Six mois après traitement, en conditions extérieures, les quantités de $\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$ dans le profil du sol vertique non planté (10,9%) et du sol ferrugineux non planté (40,1%) (**Tableau 5-3**) sont plus élevées que celles retrouvées en vases de végétation (4,2% et 27,67%, respectivement). La biodisponibilité de Cu dans les sols serait plus importante en conditions extérieures, peut-être en relation avec sa spéciation différente en réponse des conditions climatiques. Par contre, les quantités de $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$ retrouvées dans les sols vertique et ferrugineux sont plus faibles en conditions extérieures (54,7% et 58,8%, respectivement) qu'en vases de végétation ($\geq 100\%$ de la quantité de Cu et Cd appliqués). La dynamique de l'eau prise en compte en conditions extérieures a permis son lessivage, ce qui expliquerait ces résultats.

3.5.6. Accumulation et translocation de Cu et Cd dans le vétiver

En conditions extérieures, le vétiver du sol vertique présente un coefficient d'absorption biologique (CAB) de Cu et Cd (3,8 et 3,9) et leurs facteurs de bioconcentration (FBC) (5,3 et 6,3) plus faibles que le vétiver du sol ferrugineux (FBC = 7,1 - 7,7 et 4 - 5,6 et FBC = 11,8 - 17,3 et 8,0 - 8,8, respectivement pour Cu et Cd) (**Tableau 5-4**).

Tableau 5-4 : Quantité de Cu et Cd dans le vétiver 6 mois après traitement en conditions extérieures, comparaison avec les quantités de Cu et Cd absorbées par le vétiver à T6 mois en vases de végétation (*en italique*).

	Cuivre			Cadmium		
	SV-P	SF-P (1)	SF-P (2)	SV-P	SF-P (1)	SF-P (2)
Concentration dans le vétiver (mg kg^{-1})	421,7 <i>(218,1)</i>	790,0 <i>(418,5)</i>	856,2 -	8,5 <i>(3,8)</i>	8,8 <i>(19,2)</i>	12,3 -
Quantité dans le vétiver (%)	0,8 <i>(3,0)</i>	0,9 <i>(6,3)</i>	1,0 -	0,8 <i>(3,6)</i>	0,5 <i>(14,6)</i>	0,7 -
Coefficient d'absorption biologique (CAB)	3,8 <i>(1,6)</i>	7,1 <i>(3,7)</i>	7,7 -	3,9 <i>(1,9)</i>	4,0 <i>(9,6)</i>	5,6 -
Facteur de bioconcentration (FBC)	5,3 <i>(3,6)</i>	17,3 <i>(5,7)</i>	11,8 -	6,3 <i>(3,2)</i>	8,8 <i>(7,4)</i>	8,0 -
Facteur de translocation (FT)	0,6 <i>(0,1)</i>	0,3 <i>(0,5)</i>	0,5 -	0,4 <i>(0,4)</i>	0,3 <i>(1,4)</i>	0,6 -

Pour un traitement similaire, les paramètres CAB et FBC de Cu dans le vétiver pour les deux sols et de Cd pour le sol vertique sont un peu plus élevés comparés à ceux obtenus en vases de végétation (**Tableau 5-4**). Par contre, le facteur de translocation (FT) de Cu dans le vétiver est < 1 (0,3 - 0,6) pour les deux conditions, et celui de Cd en vases de végétation (0,4 -

1,4 (sol ferrugineux)) est plus important qu'en conditions extérieures (0,3 - 0,6). Ces dernières conditions favoriseraient la stabilisation de Cu et Cd dans les sols plantés comparés aux vases de végétation qui en revanche sont plus favorables à la translocation de Cd, notamment dans le vétiver du sol ferrugineux.

Pour le même traitement (C1 : 100 mg Cu + 2 mg Cd kg⁻¹ de sol) et une même durée d'expérimentation (6 mois), la biomasse sèche du vétiver en conditions extérieures (18,6 g pour le sol vertique et 11,2 g pour le sol ferrugineux) est du même ordre de grandeur que celle obtenue en vases de végétation (18,8 ± 2,4 g pour le sol vertique et 16,4 ± 7,4 g pour le sol ferrugineux). Cependant, le vétiver étudié en vases de végétation contient des quantités de Cu et Cd absorbées à partir du sol vertique (3,0% et 3,6%, respectivement) et du sol ferrugineux (6,3% et 14,6%, respectivement) plus élevées comparé au vétiver récolté en conditions extérieures (**Tableau 5-4**). Ces résultats pourraient être en rapport avec le lessivage de Cu et Cd en conditions extérieures, ce qui réduirait les quantités accessibles pour la plante. Par ailleurs, l'apport des nutriments (NPK : 3-1-1) toutes les 2 semaines en conditions contrôlées (§ 2.4.1. partie 4) peut entraîner une diminution significative de la toxicité des ETM pour les plantes (Hua *et al.*, 2002 ; Wang *et al.*, 2004), ce qui aurait pu favoriser l'absorption de Cu et Cd par le vétiver.

4. Conclusions

La mobilité de l'endosulfan, de Cu et Cd est influencée par la nature du sol. Six mois après le traitement, les quantités d'endosulfan, de Cu et Cd retrouvées dans les percolats du sol vertique sont inférieures (0,01%, 0,002% et 0,035%) à celles mesurées dans les percolats du sol ferrugineux (0,07%, 0,007% et 1,48%), en relation avec l'adsorption des 3 micropolluants et la disparition de l'endosulfan plus importantes dans le sol vertique que dans le sol ferrugineux.

En présence du vétiver, les quantités lessivées d'endosulfan et de Cd sont plus importantes dans les sols non plantés (0,01 - 0,07% et 0,04 - 1,48%) que dans les sols plantés (0,0 - 0,01% et 0,0 - 0,70%), en relation avec l'adsorption des micropolluants et la dégradation de l'endosulfan plus importantes dans les sols plantés. Pour Cu, les quantités lessivées sont très faibles pour tous les sols. De plus, son lessivage est très peu influencé par la présence du vétiver.

Les profils de distribution de l'endosulfan, de Cu et de Cd montrent que l'endosulfan se déplace très lentement à travers le sol et que Cd migre plus rapidement que Cu. Dans l'horizon 15-20 cm, Cd est retrouvé dans tous les sols à des quantités variant de 6,2% à 18,0% de la quantité appliquée, contre 0,1% à 0,2% pour Cu, en relation avec l'adsorption de Cu plus élevée comparé à Cd. Ce résultat indique un risque potentiel de contamination des eaux souterraines plus élevé pour Cd que Cu. En effet, la concentration en Cd dans les percolats est supérieure ($7,0 - 188 \mu\text{g L}^{-1}$) à la maximale autorisée dans l'eau potable ($5 \mu\text{g L}^{-1}$) alors que celle en Cu est inférieure (Cu : $6,0 - 100 \mu\text{g L}^{-1}$) à la maximale autorisée de $2000 \mu\text{g L}^{-1}$ (Directive européenne 98/83/EC⁹)

La quantité d'endosulfan extractible dans le sol vertique, plus élevée (12,9%) que celle du sol ferrugineux (8,6%) est en accord avec son lessivage un peu plus important dans le sol ferrugineux. Par contre, les quantités de $\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$ et $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$ dans le sol vertique (10,9% et 54,7%, respectivement) sont plus faibles que celles retrouvées dans le sol ferrugineux (40,4% et 58,8%, respectivement). Les conditions expérimentales semblent influencer les quantités extractibles des micropolluants. Pour le même traitement, l'endosulfan n'a pas été retrouvé dans les sols en vases de végétation, certainement en relation avec sa dégradation et/ou minéralisation plus importante en conditions contrôlées en rapport avec la température plus élevée. Par ailleurs, les quantités de $\text{Cu}_{\text{MgCl}_2}$ et $\text{Cd}_{\text{MgCl}_2}$ sont respectivement plus élevée et plus faible comparé à celles obtenues en vases de végétation.

Le vétiver peut à la fois absorber Cu et Cd et favoriser leur adsorption dans les sols, il permettrait ainsi de réduire leurs quantités lessivées. Le facteur de bioconcentration (FBC) de Cu et Cd supérieurs à 1 que ce soit en conditions contrôlées ou extérieures témoigne de la capacité du vétiver à les absorber. En conditions extérieures, la faible translocation de Cu et Cd par le vétiver (Facteur de translocation < 1) indiquent que le vétiver serait plus adapté pour stabiliser ces deux éléments dans les sols. En conditions contrôlées, en plus de favoriser la stabilisation de Cu et Cd, le vétiver planté sur le sol ferrugineux serait aussi accumulatrice du Cd. Cette plante pourrait être encouragée afin de préserver la qualité des eaux profondes à proximité des zones cotonnières et maraichères du Burkina Faso. Toutefois, le manque de répétitions sur les colonnes de sol ne nous permet pas de confirmer nos résultats avec des statistiques. Une étude du lessivage des 3 micropolluants pourrait être renouvelée à l'échelle de la parcelle aux Burkina Faso et sur une plus longue période afin de confirmer nos résultats.

⁹ Normes UE sur l'eau potable : directive 98/83/CE du conseil, du 3 novembre 1998 sur la qualité de l'eau attendue pour la consommation humaine.

Conclusion générale

Les principales questions posées dans cette étude visaient à évaluer les potentialités de transfert de l'endosulfan, de Cu et Cd dans le système sol-eau-vétiver. Pour cela, l'adsorption et le devenir en vases de végétation des micropolluants ont été étudiés en conditions contrôlées. De plus, le transfert de ces micropolluants a été étudié en lysimètres en conditions extérieures. Les deux sols représentatifs du Burkina Faso : un sol vertique et un sol ferrugineux ont permis d'évaluer l'influence de la nature du sol sur le rôle du végétiver. Les principaux résultats de ces travaux sont résumés dans l'**annexe 6**.

A l'issue de ce travail, nous disposons de nombreux éléments de compréhension du comportement de l'endosulfan, de Cu et Cd dans le système sol-eau-vétiver. Une étude d'adsorption en batch a permis de montrer que le sol vertique possède une affinité plus élevée pour l'endosulfan, le Cu et le Cd comparé au sol ferrugineux. De plus, le végétiver permet d'augmenter significativement les capacités d'adsorption des 3 micropolluants sur les deux sols étudiés. Le végétiver est plus efficace pour favoriser l'adsorption de l'endosulfan sur le sol vertique, et celle du Cu et Cd sur le sol ferrugineux. Cette étude d'adsorption réalisée sur des terres prélevées après récolte du végétiver ne permet pas d'évaluer l'influence directe de cette plante sur les quantités biodisponibles de l'endosulfan, du Cu et du Cd dans les sols. Cette approche a donc été complétée par le suivi des 3 micropolluants en vases de végétation.

Des expériences réalisées pendant 6 mois dans un phytotron ont permis de se rapprocher des conditions naturelles régnant au Burkina Faso et d'étudier le devenir de l'endosulfan appliqué à 3 mg kg^{-1} , et celles de Cu et Cd apportés à deux concentrations différentes (C1 : $100 \text{ mg Cu} + 2 \text{ mg Cd kg}^{-1}$ de sol et C2 : $500 \text{ mg Cu} + 10 \text{ mg Cd kg}^{-1}$ de sol) en fonction du temps. Six mois après traitement, seul le traitement C2 a présenté un effet toxique sur le végétiver, en limitant sa croissance.

Pour le suivi de l'endosulfan, le végétiver a permis de diminuer de 2 fois les résidus d'endosulfan dans les sols 3 mois après traitement. Le végétiver est plus efficace pour réduire les teneurs en endosulfan dans le sol lorsqu'il est planté dans le sol vertique que dans le sol ferrugineux. L'absorption de l'endosulfan par le végétiver ne peut pas expliquer ses plus faibles quantités dans les sols plantés, car il n'a pas été détecté dans les parties aériennes et racinaires du végétiver. En revanche, cette disparition d'endosulfan peut s'expliquer par la dégradation dans le sol de l'endosulfan plus importante en présence du végétiver, en relation avec la microflore dégradant l'endosulfan plus abondante dans les sols plantés comparés aux sols non plantés. En effet, l'endosulfan sulfate retrouvé dans le sol ferrugineux planté au végétiver

permet de confirmer qu'il y a dégradation de l'endosulfan. En plus de la dégradation, les pertes d'endosulfan par minéralisation, volatilisation et formation de résidus non extractibles pourraient expliquer les teneurs non quantifiables dans les sols à T6 mois (< 4% de la quantité appliquée).

Pour l'étude du devenir de Cu et Cd, 6 mois après les traitements C1 et C2, les quantités de Cu et Cd extractibles au $MgCl_2$ sont plus élevées dans le sol ferrugineux comparé au sol vertique, en accord avec l'adsorption de Cu et Cd significativement plus élevée dans ce dernier sol par rapport au sol ferrugineux. Ces résultats expliquent les quantités de Cu et Cd absorbées par le vétiver plus importantes lorsqu'il croît sur le sol ferrugineux (Cu : 3,6% - 8,3% ; Cd : 14,6% - 23,8% de la quantité appliquée) que sur le sol vertique (Cu : 3,0 - 3,8% ; Cd : 6,3% - 16,8% de la quantité appliquée). Par rapport à la quantité appliquée, l'accumulation de Cu et Cd par le vétiver dans les deux sols est plus importante pour la plus forte concentration (C2). Par ailleurs, les teneurs en Cu et Cd des tissus du vétiver nous ont permis de calculer les coefficients d'absorption biologique (CAB), et les facteurs de bioconcentration (FBC) et de translocation (FT). Les CAB et FBC de Cu et Cd > 1 dans le vétiver 6 mois après l'apport des traitements dans les sols indiquent que le vétiver peut accumuler Cu et Cd dans ses parties aériennes et racinaires. Les facteurs de bioconcentration (FBC) > 1 et de translocation (FT) < 1 pour Cu et Cd dans les sols vertique et ferrugineux pour le traitement C1 suggèrent que le vétiver serait potentiellement efficace pour stabiliser Cu et Cd dans les sols. Les FT > 1 pour Cd pour traitement C1 dans le sol ferrugineux, et pour Cu et Cd (pour traitement C2) dans les deux sols indiquent que le vétiver peut hyperaccumuler ces deux éléments métalliques. Les études en vases de végétation ne prennent pas en compte la dynamique de l'eau qui peut favoriser le lessivage des micropolluants à travers le sol.

L'étude du lessivage de l'endosulfan, du Cu et Cd a donc été réalisée en lysimètres placés en conditions extérieures. En l'absence du vétiver, la percolation est plus importante dans le sol ferrugineux comparé au sol vertique, en relation avec la présence d'argiles gonflantes dans ce dernier sol qui a occasionné le colmatage de la porosité ; l'évaporation des eaux stagnantes expliquerait les faibles volumes d'eau percolée à travers le sol vertique non planté. En plus de son volume d'eau élue plus faible, le sol vertique adsorbe plus l'endosulfan, le Cu et le Cd et favorise une dégradation plus importante de l'endosulfan. Ces processus contribueraient à un moindre lessivage des 3 micropolluants dans le sol vertique

(0,01%, 0,002% et 0,04%, respectivement) comparé au sol ferrugineux (0,07%, 0,007% et 1,48%, respectivement).

La présence du vétiver dans les sols a favorisé la dynamique de l'eau en rapport avec la macroporosité engendrée par les racines du vétiver. Cependant, les quantités lessivées d'endosulfan et de Cd sont plus faibles dans les percolats des sols plantés. Le fait que le vétiver soit capable à la fois d'augmenter l'adsorption des 3 micropolluants sur les sols, d'accélérer la dégradation de l'endosulfan et d'absorber le Cu et le Cd pourrait limiter leur lessivage à travers les sols plantés. Toutefois, le lessivage de Cu est légèrement plus important dans le sol vertique planté au vétiver (0,010%) comparé à ce sol non planté (0,002%). Les quantités de Cu lessivées pourraient être en partie liées à l'écoulement préférentiel dû à la macroporosité du sol engendrée par les racines du vétiver.

Cette étude montre que les concentrations maximales en endosulfan et en Cd mesurées dans les percolats des sols non plantés (0,73 - 5,09 $\mu\text{g L}^{-1}$ et 7,0 - 188 $\mu\text{g L}^{-1}$, respectivement) sont supérieures à celles autorisées dans l'eau potable (normes européennes 91/414 CEE¹⁰ et 98/83/EC¹¹). Dans ces percolats, la concentration en Cu est 20 fois plus faible (6,0 - 100 $\mu\text{g L}^{-1}$) que la maximale autorisée. En présence du vétiver, l'endosulfan et le Cu sont 4 fois moins concentrés dans les percolats des sols plantés (1,0 - 1,30 $\mu\text{g L}^{-1}$ et 5,0 - 26,0 $\mu\text{g L}^{-1}$, respectivement), et le Cd l'est 2 fois moins (7 - 111 $\mu\text{g L}^{-1}$) comparées à leurs teneurs mesurées dans les percolats des sols non plantés. Dans nos conditions, contrairement à Cu, l'endosulfan et le Cd semblent plus mobiles dans les sols et présentent un risque de contamination des eaux souterraines plus élevé.

L'ensemble des résultats obtenus mettent en évidence l'efficacité du vétiver pour limiter le lessivage des 3 micropolluants étudiés (endosulfan, Cu et Cd) (**Figure 6 - 1**). D'abord, **(1)** le vétiver enrichit les sols en acides organiques (acides acétique, citrique et oxalique) favorisant ainsi l'adsorption des 3 micropolluants sur les sols plantés. Puis, **(2)** cette plante stimule la microflore dégradant l'endosulfan, ce qui favoriserait une dégradation de cet insecticide dans les sols plantés. En fin, **(3)** le vétiver absorbe Cu et Cd à partir des sols et les accumule dans ses tissus et plus particulièrement dans ses racines. L'effet combiné de ces

¹⁰ Norme CEE pour les eaux potables : directive européenne 91/414 CEE et décret n° 1220 du 20 décembre 2001 (concentration maximale pour un pesticide: 0,1 $\mu\text{g L}^{-1}$).

¹¹ Normes UE sur l'eau potable : directive 98/83/CE du conseil, du 3 novembre 1998 sur la qualité de l'eau attendue pour la consommation humaine (concentration maximale : Cu = 2000 $\mu\text{g L}^{-1}$ et Cd = 5 $\mu\text{g L}^{-1}$).

processus (4) permet de diminuer les quantités mobiles et biodisponibles de l'endosulfan, du Cu et Cd. Le vétiver peut ainsi limiter la dispersion des 3 micropolluants dans l'environnement, et notamment vers les eaux souterraines.

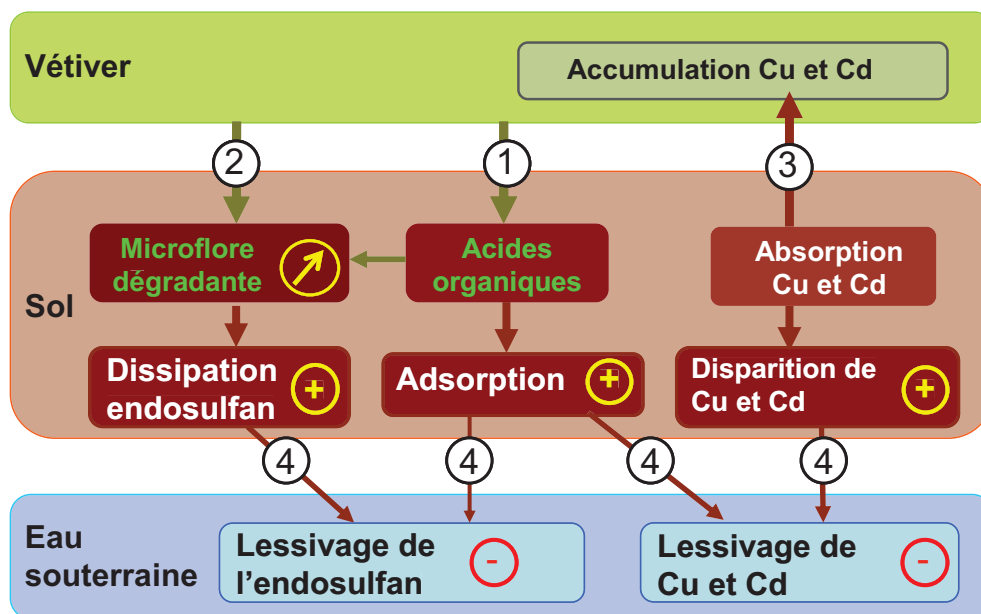


Figure 6-12 : Schéma conceptuel : mécanismes impliqués dans le devenir des micropolluants (endosulfan, Cu et Cd) dans le système sol-vétiver-eau.

Néanmoins, il serait intéressant de valider ces résultats à l'échelle de la parcelle avant d'encourager l'utilisation du vétiver autour des parcelles cotonnières et maraîchères du Burkina Faso pour limiter la dispersion des micropolluants vers différents compartiments de l'environnement. En effet, pour la période d'étude du lessivage (mai - novembre), la hauteur cumulée des précipitations dans nos conditions (520 mm) est plus faible que celle relevée au Burkina Faso (866 mm), mais le régime des pluies semble différente dans ces deux cas, celle-ci peut affecter les quantités lessivées des micropolluants. Il serait donc nécessaire d'étudier le lessivage de l'endosulfan, de Cu et Cd sous conditions naturelles au Burkina Faso. De plus, des triplicats de colonnes lysimétriques par modalité devraient être réalisés afin de confirmer les résultats. Etant donné que la biodégradation de l'endosulfan peut être influencée par les microorganismes du sol, l'utilisation des sols non stérilisés serait nécessaire. Par ailleurs, nos conditions expérimentales n'ont pas permis d'identifier certains processus tels que la minéralisation et la formation de résidus non extractibles qui peuvent influencer les quantités d'endosulfan lessivées. Des expériences conduites avec cet insecticide marqué ^{13}C ou ^{14}C

pourraient être envisagées pour compléter le bilan de masse. D'autre part, le Cu et le Cd apportés directement sur les sols sous forme de sel peuvent être plus mobiles et plus biodisponibles dans les sols comparés à leurs formes issues des déchets solides apportés sur les maraîchages au Burkina Faso. Il paraît nécessaire d'étudier la spéciation de Cu et Cd dans les sols maraîchers et d'utiliser leurs formes prédominantes, cela permettra de mieux évaluer les potentialités de transfert de Cu et Cd dans le système sol - eau - végétier.

Pour suivre l'évolution du lessivage des 3 micropolluants dans les sols en conditions naturelles au Burkina Faso, la mise en place d'un dispositif permettant de sacrifier une colonne au cours du temps serait nécessaire.

Références bibliographiques

----- A -----

Abiola F.A., 2000. L'endosulfan revient en grande quantité et sans respect des procédures d'homologation. *Sahel IPM* 15, p.24.

Adams, R.P., Habte, M., Park, S., Dafforn, M.R., 2004. Preliminary comparison of vetiver root essential oils from cleansed (bacteria- and fungus-free) versus non-cleansed (normal) vetiver plants. *Biochem. Syst. Ecol.* 32, 1137-1144.

Agarwal S., Beg M.U., 1982. Biochemical changes in *Cicer arietinum* seedling on exposure to endosulfan. *Indian J. Biochem. Biophys.* 19: 247-252.

Agnithotri N.P., Kulshrestha G., Gajbhiye V.T., Mohapatra S.P., Singh S.B., 1996. Organochlorine insecticide residue in agrosols of indo-gangetic plain. *Environ. Monit. Asses.* 40: 279-288.

AGRITOX, 2002. Endosulfan/AGREVO, Base de données sur les substances actives phytopharmaceutiques. <http://www.dive.afsa.fr/agritox/php/sa.php>

Anderson T. A., Kruger E. L., Coats J. R., 1994. Enhanced degradation of a mixture of three herbicides in the rhizosphere of a herbicide-tolerant plant. *Chemosphere* 28: 1551-1557.

Andreux F., Schiavon M., Munier-Lamy C., Mansour M., Scheunert I., 1995. Factors affecting the movements, reactions, and biotransformations of xenobiotics. In: Environmental impact of soil component interactions. Natural and anthropogenic organics. B.R. Lewis Publisher, 1: 383-408.

Antiochia R., Campanella L., Ghezzi P., Movassaghi K., 2007. The use of vetiver for remediation of heavy metal soil contamination. *Anal. Bioanal. Chem.* 388(4): 947-956.

Antonious, G.F., Byers M.E., 1997. Fate and movement of endosulfan under field conditions. *Environ. Toxicol. Chem.* 16: 644-649.

Arias M., Pérez-Novo C., Osorio F., Lopez E., Soto B., 2005. Adsorption and desorption of copper and zinc in the surface layer of acidic soil. *J. Colloid Interf. Sci.* 288: 21-29.

Archer T.E., Nazer I.K., Crosby D.G., 1972. Photodecomposition of endosulfan and related products in thin films by ultraviolet light irradiation. *J. Agric. Food. Chem.* 20: 547-555.

Atanassova I., 1999. Competitive effect of copper, zinc, cadmium and nickel on ion adsorption and desorption by soil clays. *Water Air Soil Poll.* 113: 115-125.

Atasoy A.D., Mermut A.R., Kumbur H., Ince F., Arslan H., Avcı E.D., 2009. Sorption of alpha and beta hydrophobic endosulfan in Vertisol from southeast region of Turkey. *Chemosphere* 74:1450-1456.

ATSDR (Agency for Toxic Substances and Disease Registry), 2000. Toxicological profile for endosulfan, p174.

Audet P., Charest C., 2007. Dynamics of arbuscular mycorrhizal symbiosis in heavy metal phytoremediation: meta-analytical and conceptual perspectives. *Environ. Pollut.* 147: 609-614.

Awasthi N., Ahuja R., Kumar A., 2000. Factors influencing the degradation of soil-applied endosulfan isomers. *Soil Biol. Biochem.*32: 1697-1705.

----- **B** -----

Babalola O., Oshunsanya S.O., Are K., 2007. Effects of vetiver grass strips, vetiver grass mulch and organomineral fertilizer on soil, water and nutrient losses and maize yields. *Soil Till. Resh.* 96: 6-18.

Baker A.J.M., McGrath S.P., Sidoli C.M.D., Reeves R.D., 1994. The possibility of *in situ* heavy metal decontamination of polluted soils usins crops of metal-accumulating plants. *Resour. Conserv. Recy.* 11: 41-49.

Baker A.J., 1999. Metal hyperaccumulator plants: a review of the biological resource for possible exploitation in the phytoremediation of metal-polluted soils. In: Phytoremediation of contaminated soils and water. (Eds.), Terry N., Bañuelos G.S., Boca Raton, Florida: CRC Press LLC pp 85-107.

Banque mondiale, 2000. Le vetiver: la protection contre l'érosion. Le réseau Vétiver, Washington, D.C. Cinquième édition.

Bañuelos G.S., Cardon G., Mackey B., BenAsher J., Wu L.P., Beuselinck P., Akohoue S., Zambruski S., 1993. Boron and selenium removal in Bladen soils by four sprinkler plant species. *J. Environ. Qual.* 22 : 786-797.

Barber S.A., 1995. Soil nutrient bioavalability : a mechanistic approach. 2nd Edn. John Wiley & Sons, New York., p.414

Barriuso E., Benoit P., Charnay M.P., Coquet Y., Louchart X., Schiavon M., Arousseau P., 2005. Pollutions diffuses : mobilité et persistance des polluants organiques dans les sols : Chap. 18. In : Sols et Environnement. Cours, exercices et études de cas. Girard M.-C., Walter C., Berthelin J., Morel J.-L. (Eds). 408-428.

Barriuso E., Calvet R., Schiavon M., Soulas G., 1996. Les pesticides et les polluants organiques des sols, transformations et dissipations. *Etude et Gestions des Sols*, 3 : 279-296.

Basta N.T., Tabatabai M.A., 1992. Effect of cropping systems on adsorption by soils: II. Effect of pH. *Soil Sci.* 153: 195-204.

Baum C., Hrynkiewicz K., Leinweber P., Meissner R., 2006. Heavy-metal mobilization and uptake by mycorrhizal and nonmycorrhizal willows (*Salix dasyclados*). *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 169: 516-522.

Belimov A.A., Safronova V.I., Sergeyeva T.A., Egorova T.N., Matveyeva V.A., Tsyganov V.E., Borisov A.Y., Tikhonovich I.A., 2001. Characterisation of plant growth-promoting rhizobacteria isolated from polluted soils and containing 1-aminocyclopropane-1-carboxylate deaminase. *Can. J. Microbiol.* 47: 642-652.

Bi Y.L., Li X.L., Christie P., 2003. Influence of early stages of arbuscular mycorrhiza on uptake of zinc and phosphorus by red clover from a lowphosphorus soil amended with zinc and phosphorus. *Chemosphere* 50: 831-837.

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

Bolan N.S., Naidu R., Syers J.K., Tillman R.W., 1999. Surface charge and solute interaction in soils. *Adv. Agron.* 67: 88-141.

Boonsaner M., Kaewumpot T., Boonsaner A., 2005. Vetiver grass: a natural barrier to protect against organophosphate pesticides from cabbage fields. *Kasetsart J. (Nat. Sci.)* 39: 350-350.

Bouyoucos G.J., 1935. A comparison between the suction method and the centrifuge method for determining the moisture equivalent of soils. *Soil Sci.* 40, 165-172.

Bradl H.B., 2004. Adsorption of heavy metal ions on soils and soil constituents. *J. Colloid Interf. Sci.* 277: 1-18.

Braud A., Jezequel K., Vieille E., Tritter A., Lebeau T., 2006. Changes in extractability of Cr and Pb in a polycontaminated soil after bioaugmentation with microbial producers of biosurfactants, organic acids and siderophores. *Water Air Soil Pollu.* 6: 261-279.

Brooks R.R., 1998. Plants that hyperaccumulate heavy metals. CAN International, Wallington, p.379.

Brooks R.R., Reeves R.D., Jaffré T., 1977. Detection of nickeliferous rocks by analysis of herbarium specimens of indicator plants. *J. Geochem. Explor.* 7: 49-57.

Bruemmer G.W., Gerth J., Herms U., 1986. Heavy metal species, mobility and availability in soils. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* 149 : 382-398.

----- C -----

Calvet R., 1989. Adsorption of organic chemicals in soils. *Environ. Health Perspec.* 38: 145-177.

Calvet, R. 2003. Le Sol. Propriétés et fonctions. Tome 1 : Constitution et structure, phénomènes aux interfaces. Edition France Agricole - Dunod. 367p.

Calvet R., Terce M., Arvieu J.C., 1980. Mise au point bibliographique. Adsorption des pesticides par les sols et leurs constituants. *Ann. Agron.*, 31: 333-385.

Cerqueira B., Covelo E.F., Andrade L., Vega F.A., 2011. The influence of soils properties on the individual and competitive sorption and desorption of Cu and Cd. *Geoderma* 162: 20-26.

Chang Y., Corapcioglu M.Y., 1998. Plant-enhanced subsurface bioremediation of non-volatile hydrocarbons. *J. Environ. Eng.* 112, 162-169.

Chantachon S., Kruatrachue M., Pokethitiyook P., Tantanasarit S., Upatham S., Soonthornsarathool V., 2004. Phytoextraction and accumulation of lead from contaminated soil by vetiver grass: laboratory and simulated field study. *Water Air Soil Pollut.* 00: 1-20.

Chassin P. et Calvet R., 1985. Rétention des molécules herbicides dans les sols. Réflexions sur le rôle des matières organiques. In INRA Publ., Comportements et effets secondaires des pesticides dans les sols, volume 31 des Colloques de l'INRA, p. 125-133.

Chen Y., Shen Z., Li X., 2004. The use of vetiver grass (*Vetiveria zizanioides*) in the phytoremediation of soils contaminated with heavy metals. *Appl. Geochem.* 19: 1553-1565.

Chen Y.X., Wang Y.P., Lin Q., Luo Y.M., 2005. Effect of copper-tolerant rhizosphere bacteria on mobility of copper in soil and copper accumulation by *Elsholtzia splendens*. *Environment International* 31: 861-866.

Chen H.M., Zheng C.R., Tu C., Shen Z.G. 2000. Chemical methods and phytoextraction of soil contaminated with heavy metals. *Chemosphere* 41: 229-234.

Chiu K.K., Ye Z.H., Wong M.H., 2005. Enhanced uptake of As, Zn, and Cu by *Vetiveria zizanioides* and *Zea mays* using chelating agents. *Chemosphere* 60: 1364-1375.

Chiu K.K., Ye Z.H., Wong M.H., 2006. Growth of *Vetiveria zizanioides* and *Phragmites australis* on Pb/Zn and Cu mine tailings amended with manure compost and sewage sludge: A greenhouse study. *Bioresource Technol.* 97: 158-170.

Ciglash H., Busche J., Amelung W., Totrakool S., Kaupenjohann M., 2006. Insecticide dissipation after repeated field application to a Northern Thailand Ultisol. *J. Agric. Food Chem.* 54: 8551-8559.

Compaoré E., 2008. Eléments traces métalliques : teneurs dans les sols, déchets et végétaux dans la zone urbaine et périurbaine de Bobo-Dioulasso. Rapport général de l'Institut de Développement Rural (IDR), janvier 2008. p30 - 33.

Corgié S.C., Joner E.J., Leyval C., 2003. Rhizospheric degradation of phenanthrene is a function of proximity to roots. *Plant Soil* 257: 143-150.

Costa G., Morel J.L., 1994. Efficiency of H⁺-ATPase activity on cadmium uptake by 4 cultivars of Lettuce. *J. Plant Nutr.* 17: 627-637.

Covelo E.F., Vega F.A., Andrade M.L., 2007. Simultaneous sorption and desorption of Cd, Cr, Cu, Ni, Pb, and Zn, in acid soils I. Selectivity sequences. *J. Hazard. Mater.* 147: 852-861.

Craven A., Hoy S. 2005. Pesticide persistence and bound residues in soil-regulatory significance. *Environ. Pollut.* 133: 5-9.

Cunningham S. D., Berti W. R., Huang J. W., 1995. Remediation of contaminated soils and sludges by green plants. In: Inchee R. E., Means J. L., Burris D. R. (Eds), Bioremediation of Inorganics. *Battelle Press*, Columbus, OH.

Cutter L.A., Watts J.E.M., Sowers K.R., May H.D., 2001. Identification of a microorganism that links its growth to the reductive dechlorination of 2,3,5,6-chlorobiphenyl. *Environ. Microbiol.* 3: 699-709.

----- **D** -----

Davis J.A., Leckie J.O., 1978. Surface ionization and complexation at the oxide/water interface. *J. Colloid Interf. Sci.* 67: 91-107.

Dec J., Bollag J.M., 1994. Use of plant material for the decontamination of water polluted with phenols. *Biotech. Bioeng.* 44: 1132-1139.

Delphin J.E., Chapot J.Y., 2006. Leaching of atrazine, metolachlor and diuron in the field in the relation to their injection depth into a silt loam soil. *Chemosphere* 64: 1862-1869.

Diels L., Van der Lelie N., Bastiaens L., 2002. New developments in treatment of heavy metal contaminated soils. *Rev. Environ. Sci. Biotechnol.* 1: 75-82.

Dousset S., Thévenot M., Schrack D., Gouy V., Carluer N., 2010. Effect of grass cover on water and pesticide transport through undisturbed soil columns, comparison with field study (Morcille watershed, Beaujolais). *Environ. Pollut.* 158 : 2446-2453.

Duchaufour P. 1995. Pédologie : sol, végétation, environnement. Coll. Enseignement des Sciences de la Terre, Masson, 1995.

Duchaufour P., Souchier B., 1977. Pédologie 1 : Pédogenèse et classification. Masson, Paris, 280 p.

Duponnois R., Kisa M., Assigbetse K., Prin Y., Thioulouse J., Issartel M., Moulin P., Lepage M., 2006. Fluorescent pseudomonads occurring in Macrotermes subhyalinus mound structures decrease Cd toxicity and improve its accumulation in sorghum plants. *Sci. Tot. Environ.* 370: 391-400.

----- **E** -----

Echeverria J.C., Morera M.T., Mazkiarán C., Garrido J.J., 1998. Competitive sorption of heavy metal by soils. Isotherms and fractional factorial experiments. *Environ. Pollut.* 101: 275-284.

El-Beit I.O.D., Wheelock J.V., Cotton D.E., 1981. Pesticide-microbial interaction in the soil. *Int. J. Environ. Stud.* 16: 171-180.

ERE (End of the Road for Endosulfan), 2002. Environmental Justice Foundation. http://www.ejfoundation.org/pdfs/end_end_of_the_road.pdf.

Evans L.J., 1989. Chemistry of metal retention by soils – several processus are explained. *Environ. Sci. Technol.* 23 : 1046-1056.

----- F -----

FAO/WHO, 1968. Endosulfan. In: 1967 Evaluations of some pesticide residues in food, Rome, Food and Agricultural Organisation of the United Nations.

Fletcher J.S., Hedge R.S., 1995. Release of phenols by perennial plant roots and their potential importance in bioremediation. *Chemosphere* 31: 143-150.

Florence T.M., 1986. Electrochemical approaches to trace element speciation in water: a review. *Analyst* 111: 489-505.

Flury M., 1996. Experimental evidence of transport of pesticides through field soils – A review. *J. Environ. Qual.* 25: 25-45.

FOOTPRINT, 2011. The FOOTPRINT Pesticide Properties Database. Database collated by the University of Hertfordshire as part of the EU-funded FOOTPRINT project (FP6-SSP-022704). <http://sitem.herts.ac.uk/aeru/footprint/fr/Reports/264.htm>. observation: octobre 2011.

Fontes J., Guinko S., 1995. Carte de la végétation et de l'occupation du sol du Burkina Faso. Notice explicative 67 p.

Forsberg L.S., Gustafsson J-P., Kleja D.B., Ledin S., 2008. Leaching of metals from oxidising sulphide mine tailings with and without sewage sludge application. *Water Air Soil Pollut.* 194: 331-341.

Frey B., Keller C., Zierold K., 2000. Distribution of Zn in functionally different leaf epidermal cells of the hyperaccumulators *Thlaspi caerulescens*. *Plant Cell Environ.* 23: 675-687.

----- G -----

Geissbuhler H., 1973. The substituted ureas. In : Kearney, P.C., Kaufman,D.D. (Eds). Degradation of herbicides. Marcel Dekker, New York, pp.79-111.

Gentile A.G., Vaughan A.W., Pfeiffer D.G., 1978. Cucumber pollen germination and tube elongation inhibited or reduced by pesticides and adjuvants. *Environ. Entomol.* 7: 689-691.

Gerritse R.G., Beltran J., Hernandez F., 1996. Adsorption of atrazine, simazine and glyphosate in soils of the Gngangara Mound, Western Australia. *Aust. J. Soil Res.* 34: 599-607.

GFEA (German Federal Environment Agency), 2004. Endosulfan. Draft Dossier prepared in support of a proposal of endosulfan to be considered as a candidate for inclusion in the UNECE LRTAP protocol on persistent organic pollutants. Umweltbundesamt, Berlin. 27 p.

Ghadiri H., Rose C.W., 2001. Degradation of endosulfan in a clay soil from cotton farms of western Queensland. *J. Environ. Manag.* 62: 155-169.

Gildemeister H., Stumpf K., Scheinkoenig U., 1988. Anaerobic metabolism of endosulfan in a sandy loam and a silt loam soil. Hoechst AG Doc. No. A37589.

Giles C.H., Mac Ewan T.H., Nakhwa S.N., Smith D., 1960. Studies in adsorption. Part XI. A system of classification of solutions adsorption isotherms, and its use in diagnosis of adsorption mechanisms and measurement of specific surface of solids. *J. Chem. Soc.* 3: 3973-3993.

Glick B.R., Patten C.L., Holgin G., Penrose D.M., 1999. Biochemical and genetic mechanisms used by plant growth promoting bacteria. Imperial College Press, London.

Goebel H., Gorbach S., Knauf W., Rimpau R.H., Huttenbach H., 1982. Properties, effects, residues, and analytics of the insecticide endosulfan. *Residue Rev.* 83:1-165.

Gomgnimbou A.P.K., Savadogo P.W., Nianogo A.J., Millogo-Rasolodimby J., 2009. Usage des intrants chimiques dans un agrosystème tropical: diagnostic du risqué de pollution environnementale dans la région cotonnière de l'est du Burkina Faso. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 13: 499-507.

Gong C., Donahoe R.J., 1997. An experimental study of heavy metal attenuation and mobility in sandy loam soils. *Applied Geochem.* 12: 243-254.

Gonzalez M., Miglioranza K. S.B., Aizpun de Moreno J.E., Moreno V.J., 2003a. Organochlorine pesticide residues in leek (*Allium porrum*) crops grown on untreated soils from an agricultural environment. *J. Agr. Food Chem.* 51: 5024-5029.

Gonzalez M., Miglioranza K. S.B., Aizpun de Moreno J.E., Moreno V.J., 2003b. Occurrence and distribution of organochlorine pesticides (OCPs) in tomato (*Lycopersicon esculentum*) crops from organic production. *J. Agr. Food Chem.* 51: 1353-1359.

Goring C.A.I., Laskowski D.A., Hamaker J.H., Meikle R.W., 1975. Principles of pesticide degradation in soil. In: Haque R., Freed V.H., Environmental dynamics of pesticides. Plenum Press, New York. pp. 135-172.

Guinko S., 1984. Contribution à l'étude la végétation et de la flore du Burkina Faso (ex Haute- Volta) thèse de Doctorat d'Etat ès Sciences Naturelles, Université de Bordeaux III, 318 p.

Guo Y., George E., Marschner H., 1996. Contribution of an arbuscular mycorrhizal fungus to the uptake of cadmium and nickel in bean and maize plants. *Plant Soil* 184: 195-205.

Gupta P.K., Gupta R.C., 1980. Phytotoxic effects of endosulfan on green gram *Vigna radiata* (Linns) Wilezek. *Indian J. Biochem. Biophys.* 17:20.

----- **H** -----

Harper S.S., 1994. Sorption-desorption and herbicide behaviour in soil. Weed Science, 6:207-225. of high biomass crop plants. *Environ. Pollut.* Doi: 10.1016/l.anvpol.2007.06.002.

Hengpraprom S., Lee C.M., Coates J.T., 2006. Sorption of humic acids and α -endosulfan by clay minerals. *Environ. Toxicol. Chem.* 25: 11-17.

Höfte M., Buysens S., Koedam N., Cornelis P., 1993. Zinc affects siderophore-mediated high affinity iron uptake systems in the rhizosphere *Pseudomonas aeruginosa* TNSK2. *BioMetals* 6: 85-91.

Hua G., Bai L.Y., Wei D.P., Chen S.B., 2002. Plant effects of Cd and Zn combined pollution and adjustment of organic manure. *Sci. Agric. Sin.* 35 : 291-296.

Hussain S., Arshad M., Saleem M., Khalid A., 2007. Biodegradation of α - and β -endosulfan by soil bacteria. *Biodegradation* 18: 731-740.

Hussein J., Yu., Ghadiri H., Rose C., 2007. Prediction of surface flow hydrology and sediment retention upslope of a vetiver buffer strip. *J. Hydrol.* 338: 261-272.

----- **I** -----

INERIS, 2004. Cadmium 109 et environnement, Fiche radionucléide. p1-14.

INERIS, 2005. Données toxicologiques et environnementales des substances chimiques. DRC-02-25590-02DF54.doc

IPEN, 2008. Interdiction de l'endosulfan dans les pays du Sahel en Afrique de l'Ouest. International POPs Elimination Network (IPEN), octobre 2008. p1-55.

Ismail B.S., Enoma A.O.S., Cheah U.B., Lum K.Y., Malik Z., 2002. Adsorption, desorption, and mobility of two insecticides in Malaysian agricultural soil. *J. Environ. Sci. and Health part B.* 37: 355-364.

----- **J** -----

Jacobson A.R., Dousset S., Guichard N., Baveye P., Andreux F., 2005. Diuron mobility through vineyard soils contaminated with copper. *Environ. Pollut.* 138: 250-259.

Jalali M., Moharrami S., 2007. Competitive adsorption of trace elements in calcareous soils of western Iran. *Geoderma* 140: 156 – 163.

Jamagne M., 1967. Bases et techniques d'une cartographie des sols. *Ann. agron.* 18, 1-142.

Jamet P., 1979. Le comportement des produits agropharmaceutiques dans le sol. *Phytiatrie-Phytopharmacie* 28: 87-122.

Janssen D.B., Dinkla I.J.T., Poelarends G.J., Terpstra P., 2005. Bacterial degradation of xenobiotic compounds: evolution and distribution of novel enzyme activities. *Environ. Microbiol.* 7 : 1868-1882.

Jeanroy E., 1974. Analyse totale par spectrométrie d'adsorption atomique des roches, sols minéraux, ciments, après fusion alcaline au métaborate de strontium. *Analysis*, 2 : 703-712.

JO (Journal officiel) du 10 juillet 2000. Directive 2000/29/CE du Conseil du 8 mai 2000 concernant les mesures de protection contre l'introduction dans la Communauté d'organismes

nuisibles aux végétaux ou aux produits végétaux et contre leur propagation à l'intérieur de la Communauté. p.1 - 22.

Joner E.J., Johansen A., Loibner A.P., Dela Cruz M.A., Szolar O.H.J., Portal J-M., Leyval C., 2011. Rhizosphere Effects on Microbial Community Structure and Dissipation and Toxicity of Polycyclic Aromatic Hydrocarbons (PAHs) in Spiked Soil. *Environ. Sci. Technol.* 35: 2773-2777.

Joner E.J., Leyval C., 1997. Uptake of ¹⁰⁹Cd by roots and hyphae of a *Glomus mosseae*/*Trifolium subterraneum* mycorrhiza from soil amended with high and low concentrations. *New Phytol.* 135: 353-360.

----- **K** -----

Karickhoff S.W., 1984. Organic pollutant sorption in aquatic system. *J. Hydrol. Eng.* 110: 707-735.

Kathpal T.S., Singh A., Dhankhar J.S., Singh G., 1997. Fate of endosulfan in cotton soil under sub-tropical conditions of Northern India. *Pestic. Sci.* 50: 21-27.

Kennedy I.R., Sanchez-Bayo F., Kimber S.W., Hugo L., Ahmad N., 2001. Off-site movement of endosulfan from irrigated cotton in New South Wales. *J. Environ. Qual.* 30: 683-696.

Kim K-R., Owens G., Naidu R., Kim K-H., 2008. Influence of vetiver grass (*Vetiveria zizanioides*) on rhizosphere chemistry in long-term contaminated soils. *Korean J. Soil Sci. Fert.* 41 : 55-64.

Kloke A., Sauerbeck D.R., Vetter H., 1984. The contamination of plants and soils with heavy metals and the transport of metals in terrestrial food chains. In *Changing Metal Cycles and Human Health*, (ed.) Nriagu J.O. Berlin : Springer Verlag.

Kloepper J.W., 2003. A review of mechanisms for plant growth promotion by PGPR. In: *Sixth International PGPR Workshop, Calicut, India*, pp.81-92.

Korentajer L., Stern R., Aggasi M., 1993. Slope effects on cadmium load of eroded sediments and runoff water. *J. Environ. Qual.* 22: 639-645.

Koske RE, Gemma JN, 1989. A modified procedure for staining roots to detect VA mycorrhizas. *Mycol. res.* 92: 486-505.

Kwon G.S., Kim T.K., Sohn H.Y., Koh S.C., Shin K.S., Kim D.G., 2002. *Klebsiella pneumoniae* KE-1 degrades endosulfan without formation of the toxic metabolite, endosulfan sulphate. *FEMS Microbiol. Lett.* 215: 255-259.

Krämer U., Cotter-Howells J.D., Charnock J.M., Baker A.J.M., Smith J.A.C., 1996. Free histidine as a metal chelator in plants that accumulate nickel. *Nature* 379 : 635-638.

Krishnamurti G.S.R., Naidu R., 2003. Solid-solution equilibria of cadmium in soils. *Geoderma* 113: 17-30.

Kullman, S.W., Matsumura, F., 1996. Metabolic pathways utilized by *Phanerochaete chrysosporium* for degradation of the cyclodiene pesticide Endosulfan. *Appl. Microbiol. Biot.* 62: 593-600.

Kumar M., Lakshmi C.V., Khanna S., 2008. Biodegradation and bioremediation of endosulfan contaminated soil. *Bioresource Technol.*99: 3116-3122.

Kumar M., Philip L., 2006 a. Adsorption and desorption characteristics of hydrophobic pesticide endosulfan in four Indian soils. *Chemosphere* 62: 1064-1077.

Kumar M., Philip L., 2006 b. Endosulfan mineralization by bacterial isolates and possible degradation pathway identification. *Bioem. J.* 10: 179-190.

Kumar P.B.A.N., Motto H., Raskin I., 1995. Rhizofiltration: The use of plants to remove Heavy metals from Aqueous Streams. *Env. Sci. Technol.* 29: 1239-1245.

Kwon G.S., Sohn H.Y., Shin K.S., Kim E., Seo B., 2005. Biodegradation of the organochlorine insecticide, Endosulfan, and the toxic metabolite, Endosulfan sulphate, by *Klebsiella oxytoca* KE-8. *Appl. Microbiol. Biot.* 67: 845-850.

----- **L** -----

Laabs V., Amelung W., 2005. Sorption and aging of corn and soybean pesticides in tropical soils of Brazil. *J. Agr. Food Chem.* 53: 7184-7192.

Laabs V., Amelung W., Fent G., Zech W., Kubiak R., 2002. Fate of ¹⁴C-labeled soybean and corn pesticides in tropical soils of Brazil under laboratory conditions. *J. Agr. Food Chem.* 50: 4619-4627.

Laabs V., Amelung W., Pinto A. Altstaedt A., Zech W., 2000. Leaching and degradation of corn and soybean pesticides in an Oxisol of the Brazilian Cerrados. *Chemosphere* 41: 1441-1449.

Lai H.Y., Chen Z.S., 2004. Effects of EDTA on solubility of cadmium, zinc, and lead and their uptake by rainbow pink and vetiver grass. *Chemosphere* 55: 421-430.

Landry D., Dousset S., Andreux F., 2006. Leaching of oryzalin and diuron through undisturbed vineyard soil columns under outdoor conditions. *Chemosphere* 62: 1736-1747.

Larson S.J., Capel P.D., Majewski M.S., 1997. Pesticides in surface waters. Distribution, trends, and governing factors, Ann. Arbor Press Inc. Chelsea (MI), 373 pp.

Lartiges S.B., Garrigues P.P., 1995. Degradation kinetics of organophosphorus and organonitrogen pesticides in different waters under various environmental condition. *Environ. Sci. Technol.* 29: 1246-1254

Leungvutiviroj, C., Piriyaopin, S., Limtong, P., Sasaki, K., 2010. Relationships between soil microorganisms and nutrient contents of *Vetiveria zizanioides* (L.) Nash and *Vetiveria nemoralis* (A.) Camus in some problem soils from Thailand. *Appl. Soil Ecol.* 46: 92-102.

Ledin M., Krantz-Rulker C., Allard B., 1999. Microorganisms as metal sorbents: comparison with other soil constituents in multi-compartment systems. *Soil Biol. Biochem.* 31: 1639-1648.

Leite A.do L., Paraguassu A.B., Rowe R.K., 2003. Sorption of Cd^{2+} , K^+ and Cl^- on some tropical soils. *Can. Geotech. J.* 40:629-642.

Li W., Dai Y., Xue B., Li Y., Peng X., Zhang J., Yan Y., 2009. Biodegradation and detoxification of endosulfan in aqueous medium and soil by *Achromobacter xylosoxidans* strain CS5. *J. Hazard. Mater.* 167: 209-216.

Li H., Luo Y.M., Song J., Wu L.H., Christie P., 2006. Degradation of benzo[a]pyrene in an experimentally contaminated paddy soil by vetiver grass. *Env. Geochem. Health* 28: 183-188.

Lickfeldt D.W., Branham B.E., 1995. Sorption of nonionic organic compounds by Kentchuky bluegrass leaves and thatch. *J. Environ. Qual.* 26: 1493-1502.

Linde M., Öborn I., Gustafsson J.P., 2007. Effects of changed soil conditions on the mobility of trace metals in moderately contaminated urban soils. *Water Air Soil Pollut.* 183: 69-83.

Liu X., Shen Y., Lou L., Ding C., Cai Q., 2009. Copper tolerance of the biomass crops Elephant grass (*Pennisetum purpureum*), Vetiver grass (*Vetiveria zizanioides*) and the upland reed (*Phragmites australis*) in soil culture. *Biotechnol. Adv.* 27: 633-640.

Lorenz S.E., Hamon R.E., McGrath, S., 1994. Differences between soil solutions obtained from rhizosphere and non-rhizosphere soils by water displacement and soil configuration. *Euro. J. Soil Sci.* 45: 431-438.

Lu S.G., Xu Q.F., 2009. Competitive adsorption of Cd, Cu, Pb and Zn by different soils of Eastern China. *Environ. Geol.* 57: 685-693.

Lynch J.M., 1990. The rhizosphere, A Wiley-Interscience Publication, John Wiley & Sons Ltd. Baffins Lane, Chichester England. p 581.

M

Ma L.Q., Rao G.N., 1997. Chemical fractionation of cadmium, copper, nickel and zinc in contaminated soils. *J. Environ. Qual.* 26: 259-264.

Mackay D., Shui W-Y., Ma K-C., 1997. Illustrated Handbook of physical-chemical properties and environmental fate of organic chemicals. Lewis Publishers, pp 351-374.

Macnair M.R., Baker A.J.M., 1994. Metal tolerance in plants: evolutionary aspects. In: Farago ME, ed. Plants and the chemical elements. *Weinheim, Germany: VCH*, pp. 68-86.

Madrid L., Diaz-Barrientos E., 1998. Release of metals from homogeneous soil columns by wastewater from an agricultural industry. *Environ. Pollut.* 101: 43-48.

Majone M., Petrangili Papini M., Rolle E., 1996. Modeling lead adsorption on clays by models with and without electrostatic terms. *J. Colloid Interf. Sci.* 179: 412-425.

Marcacci S., Raveton M., Ravanel P., Schwitzguébel J-P., 2006. Conjugaison of atrazine in vetiver (*Chrysopogon zizanioides* Nash) grown in hydroponics. *Environ. Exp. Bot.* 56: 205-215.

Marschner H., 1995. Mineral nutrition of higher plants. 2nd Edn. Academic Press Inc., London, UK., p.889.

Martens R., 1977. Degradation of endosulfan-8,9-carbon-14 in soil under different conditions. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 17: 438-446.

Martinez C.E., McBride M.B., 1998. Solubility control of Cd²⁺, Cu²⁺, Pb²⁺ and Zn²⁺ in aged coprecipitates with amorphous iron hydroxides. *Environ. Sci. Technol.* 32: 743-748.

Martin-Garin A., Simon O., 2004. Cadmium 109 et environnement. *Fiche radionucléide.* p7.

Martins E.L., Weber O.L.S., Dores E.F.G.C., Spadotto C.A., 2007. Leaching of seven pesticides currently used in cotton crop in Mato Grosso State-Brazil. *J. Environ. Sci. Health Part B* 42: 877-882.

Masutti C.S.M., Mermut A.R., 2007. Sorption of fipronil and its sulfides derivative by soils and goethite. *Geoderma* 140: 1-7.

Mbengue S., 2010. Phytoremédiation de sols contaminés par des éléments traces métalliques (ETM) : devenir des polluants lors de la croissance du vétiver. Nancy-Université, Rapport de stage Master 2, p. 1 -23.

McBride M.B., 1994. Environmental Chemistry of Soils. Oxford University Press., New York., p.406.

McGrath S.P., 1998. Phytoextraction for soil remediation. In: Brooks R.R. (Ed.), Plants that hyperaccumulate heavy metals: their role in phytoremediation, microbiology, archaeology, mineral exploration and phytomining. New York, CAB International, pp 261-288.

McLaughlin M.J., Palmer L.T., Tiller K.G., Beech T.A., Smart M.K., 1996. Increased soil-salinity causes elevated cadmium concentrations in field-grown potato-tubers. *J. Environ. Qual.* 23: 1013-1018.

Meagher R B., 2000. Phytoremediation of toxic elemental and organic pollutants. *Curr. Opin. plant Biol.* 3: 153-162.

Meagher R B., Heaton A.C.P., 2005. Strategies for the engineered phytoremediation of toxic element pollution: mercury and arsenic. *J. Indust. Microbiol. Biotechnol.* 32: 502-513.

Meier M., Dejanovic K.N., Maurice P.A., Chin Y.P., Aiken G.R., 1999. Fractionation of aquatic natural organic matter upon sorption to goethite and kaolinite. *Chem. Geol.* 157: 275-284.

Mickovski S.B., Van Brrk L.P.H., Salin F., 2005. Uprooting of vetiver uprooting resistance of vetiver grass (*Vetiveria zizanioides*). *Plant Soil* 278: 33-41.

Miles J.R.W., Moy P., 1979. Degradation of endosulfan and its metabolites by a mixed culture of soil microorganisms. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 23: 13-19.

Mosser-Ruck R., Cathelineau M., 2004. Experimental transformation of Na,Ca-smectite under basic conditions at 150 °C. *Appl. Clay Sci.* 26, 259-273.

Mukherjee I., Kumar A., 2012. Phytoextraction of endosulfan a remediation technique. *Bull. Environ. Toxicol.* 88: 250-254.

----- N -----

Naidu R., Harter R.D., 1998. Effect of different organic ligands on cadmium sorption by and extractability from soils. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 62 : 644-650.

Newman L.A., Reynolds C.M., 2005. Bacteria and phytoremediation : new uses for endophytic bacteria in plants. *Trends Biotechnol.* 23: 6-8.

Norrstrom A.C., Jacks G., 1998. Concentration and fractionation of heavy metals in roadside soils receiving de-icing salts. *Sci. Total Environ.* 218: 161-174.

Norvell W.A., Lindsay W.L., 1969. Reactions of EDTA complexes of Fe, Zn, Mn, and Cu with soils. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.* 33: 86-91.

Norvell W.A., Lindsay W.L., 1972. Reactions of DTPA chelates of iron, zinc, copper, and manganese with soils. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.* 36: 778-783.

----- O -----

OMS, 2000-2002. International Programme on Chemical Safety. The WHO recommended classification of pesticides by hazard and guidelines to classification. WHO/PCS/01.5.

Ondo Zue Abaga N., Alibert P., Dousset S., Savadogo P.W., Savadogo M., Sedogo M., 2011. Insecticide residues in cotton soils of Burkina Faso and effects of insecticides on fluctuating asymmetry in honey bees (*Apis mellifera L.*). *Chemosphere* 83, 585-592.

ONUDI, 2006. Développement de la transformation industrielle et artisanale du coton. Rapport de l'évaluation indépendante du Burkina Faso. Projet US/BKF/01/189, p15.

Owino J.O., Owido S.F.O., Chemelil M.C., 2006. Nutrients in runoff from clay loam soil protected by narrow grass strips. *Soil Till. Res.* 88: 116-122.

----- P -----

Pang J., Chan G.S.Y., Zhang J., Liang J., Wong M.H., 2003. Physiological aspects of vetiver grass for rehabilitation in abandoned metalliferous mine wastes. *Chemosphere* 52: 1559-1570.

Parkpian P., Anurakpongsatorn P., Pakkong P., Patrick W. H., 1998. Adsorption, desorption and degradation of α -endosulfan in tropical soils of Thailand. *J. Environ. Sci. Health*, B33 (3) 211-233.

Pattern C.L., Glick B.R., 1996. Bacterial biosynthesis of indole-3-acetic acid. *Can. J. Microbiol.* 42: 207-220.

Peron Y., Zalacain V., Laclavere G., 1975. Atlas de la Haute-Volta. Editions Jeune Afrique. 48 p.

Peterson S.M., Batley G.E., 1993. The fate of endosulfan in aquatic ecosystems. *Environ. Pollut.* 82: 143-152.

Pignatello J.J., Xing B., 1996. Mechanisms of slow sorption of organic chemicals to natural particles. *Environ. Sci. Technol.* 30: 1-11.

Pilon-Smits E., 2005. Phytoremediation. *Ann. Rev. Plant Biol.* 56: 15-39.

Piriyaprin S., Sunanthapongsuk V., Limtong P., Leungvutviroj C., Pasda N., 2002. Study on soil microbial biodiversity in rhizosphere of vetiver grass in degrading soil. Symposium n° 12, paper n° 1896. Soil and Water Conservation Division, Land Development Department, Chatuchak, Bangkok Thailand.

Prasad M.N.V., 2005. Stabilization, Remediation, and Integrated Management of Metal-Contaminated Ecosystems by Grasses (Poaceae). In: Prasad M.N.V., Kenneth S.S., Naidu R., (Eds.), Trace Elements in the Environment: Biogeochemistry, Biotechnology, and Bioremediation. CRC Press, Florida , USA (Taylor and Francis) Chap. 21, pp.405-424.

Prasad M. N. V., Freitas H. M. O., 2003. Metal hyperaccumulation in plants – Biodiversity prospecting for phytoremediation technology. *Electron. J. Biotechn.* 6: 286-297.

Proffitt A.P.B., Rose C.W., 1991. Soil-erosion process. 2. Settling velocity characteristics of eroded sediment. *Aust. J. Soil Res.* 29: 685-695.

----- **R** -----

Rao A.S., 1990. Root flavonoids. *Bot. Rev.* 56: 1-84.

Reeves R.D., 2003. Tropical hyperaccumulators of metals and their potential for phytoextraction. *Plant Soil* 249: 57-65.

Reeves R.D., Baker A.J.M., 2000. Metal-accumulating plants. In: Raskin I., Ensley B.D., (eds.) Phytoremediation of toxic metals: using plants to clean-up the environment. New York, John Wiley and Sons, p. 193-230.

Reichenberger S., Laabs V., 2002. Kinetic evaluation of pesticide sorption in two contrasting tropical soils. Proceedings of the XII Symposium Pesticide Chemistry , Piacenza, Italy, p 309-318.

Rice P.J., Herman-Fetcho J.A., Teasdale J.R., Sadeghi A.M., McConnel L.L., Coffman B., Herbert R.R., Heighton L.P., Hapeman C.J., 2004. Use of vegetative furrows to mitigate copper loads and soil loss in runoff from polyethylene (plastic) mulch vegetable production system. *Environ. Toxicol. Chem.* 23: 719-725.

Rice P.J., McConnel L.L., Heighton L.P., Sadeghi A.M., Isensee A.R., Teasdale J.R., Abdul-Baki A.A., Herman-Fetcho J.A., Hapeman C.J., 2002a. Comparison of copper levels in runoff from fresh-market vegetable production using polyethylene mulch or a vegetable mulch. *Environ. Toxicol. Chem.* 21: 24-30.

Rice C.P., Nochetto C.B., Zara P., 2002. Volatization of Trifluralin, Atrazine, Metolachlor, Chlorpyrifos, α -Endosulfan, and β -Endosulfan from Freshly Tilled Soil. *J.Agric. Food Chem.* 50: 4009-4017.

RNI (Rapport National d'Investissement), 2008. L'eau pour l'agriculture et l'énergie en Afrique : les défis du changement climatique. Syrte, Jamahiriya Arabe Libyenne, 15-17 décembre. p.1-11.

Römheld V., 1991. The role of phytosiderophores in acquisition of iron and other nutrients in graminaceous species: an ecological approach. *Plant Soil* 130: 127-134.

Roongtanakiat N., Chairroj, P., 2001. Uptake potential of some heavy metals by vetiver grass. *Kasetsart J. (Nat. Sci.)* 35: 46-50.

Rotkittikhun P., Chaiyarat R., Kruatrachue M., Pokethitiyook P., Baker A.J., 2007. Growth and lead accumulation by the grasses *Vetiveria zizanioides* and *Thysanolaena maxima* in lead-contaminated soil amended with pig manure and fertilizer: A glasshouse study. *Chemosphere* 66: 45-53.

Rugh C.L., Wilde H.D., Stracks N.M., Thompson D.M., Summers A.O., Maegher R.B., 1996. Mercuric ion reduction and resistance in transgenic *Arabidopsis thaliana* plants expressing a modified bacterial merA gene. *Proceeding of the National Academy of Sciences of the United States of America* 93: 3182-3187.

Russel R.C., 1982. Plant Root System: Their function and interaction with the soil. McGraw-Hill Book company (UK) Limited, Msidenhead Berkshire, England. p 298.

----- S -----

Salt D.E., Blaylock M., Kumar N.P.B.A., Dushenkov V., Ensley D., Chet I., Raskin I., 1995. Phytoremediation: a novel strategy for the removal of toxic metals from the environment using plants. *Biotechnology* 13: 468-474.

Savadogo P.W., Lompo F., Bonzi-Coulibaly Y.L., Traoré A.S., Sedogo P.M., 2008. Influence de la température et des apports de matière organique sur la dégradation de l'endosulfan dans trois types de sols de la zone cotonnière du Burkina Faso. *J. Soc. Ouest-Afr. Chim.* 26 : 79-87.

Savadogo P.W., Lompo F., Coulibaly K., Traoré O., Traoré A.S., Sedogo P.M., 2009. A microcosm study of endosulfan degradation and its short-term effect on pH and biological parameters of cotton zones soils of Burkina Faso. *J. Environ. Sci. Technol.* 2: 12-21.

Savadogo PW, Traoré A, Coulibaly K, Bonzi-Coulibaly YL, Sedogo MP, Topan, M, 2006. Variation de la teneur en résidus de pesticides dans les sols de la zone cotonnière du Burkina Faso. *J. Afr. Sci. Environ.* 1:29-39.

Scheunert I., 1993. Transport and transformation of pesticides in soil. Fate and prediction of environmental chemicals in soils, plants, and aquatic systems. M. Mansour. Boca Raton, Lewis Publishers : 1-22.

Schwartz C., Echevarria G., Morel J.L., 2003. Phytoextraction of cadmium with *Thlaspi caerulescens*. *Plant Soil* 249: 27-35.

Schuphan I. Sajko B., Ballschmiter K.Z., 1972. [On chemical and photochemical breakdown of the cyclodien-insecticides, aldrin, dieldrin, endosulfan and other hexachlorobicyclo-(2.2.2)-hepten-derivatives.] *Z. Naturforsch.*, 276: 147-156.

Seth R., Mackay D., Muncke J., 1999. Estimating the organic carbon partition coefficient and its variability for hydrophobic chemicals. *Environ. Sci. Technol.* 33 : 2390-2396.

Shaheen S.M., 2009. Sorption and lability of cadmium and lead in different soils from Egypt and Greece. *Geoderma* 153: 61-68.

Shen L., Wania F., 2005. Compilation, evaluation, and selection of physical-chemical property data for organochlorine pesticides. *J. Chem. Eng. Data* 50: 742-768.

Sheng X.F., Xia J.J., 2006. Improvement of rape (*Brassica napus*) plant growth and cadmium uptake by cadmium-resistant bacteria. *Chemosphere* 64: 1036-1042.

Siddique T., Okeke B.C., Arshad M., Frankeberger Jr.W.T., 2003. Biodegradation kinetics of Endosulfan by *Fusarium ventricosum* and a *Pandora* species. *J. Agr. Food Chem.* 51: 8015-8019.

Silburn D.M., Simpson B.W., Hargreaves P.A., 2002. Management practices for control of runoff losses from cotton furrows under storm rainfall. II. Transport of pesticides in runoff. *Aust. J. Soil Res.* 40: 21-44.

Silveira M.L.A., Alleoni L.R.F., 2003. Copper adsorption in tropical Oxisols. *Braz. Arch. Biol. Techn.* 46: 529-536.

Singh S., Melo J.S., Eapen S., D'Souza S.F., 2008. Potential of vetiver (*Vetiveria zizanioides* L. Nash) for phytoremediation of phenol. *Ecotox. Environ. Safe.* 71: 671-676.

Singh R.P., Singh S., 2008. Adsorption and movement of endosulfan in soils: a verification of the co-solvent theory and a comparison of batch equilibrium and soil thin layer chromatography results. *Adsorpt. Sci. Technol.* 26: 185-199.

Sposito G., 1989. The chemistry of soils. Oxford Univ. Press, 227p. .

Stevenson F.J., Fitch A., Brar M.S., 1993. Stability constants of Cu(II)-humate complexes: comparison of select models. *Soil Sci.* 155(2): 77-91.

Stevenson J.H., Needham P.H., Walker J., 1978. Poisoning of honeybees by pesticides; investigations of the changing pattern in Britain over 20 years. *Rep. Rothamsted Exp. Stn.* 2: 55-72.

Street J.J., Sabey B.R., Lindsay W.L., 1978. Influence of pH, phosphorus, cadmium, sewage sludge, and incubation time on the solubility and plant uptake of cadmium. *J. Environ. Qual.* 7: 286-290.

Stumpf K., Dambach P., Lenz O., 1989. Metabolism of ¹⁴C-labelled Endosulfan in five soils. Hoechst AG Doc. No. A53618.

Sun L., Niu Z., Sun T., 2007. Effects of amendements of N,P, Fe on phytoextraction of Cd, Pb, Cu, and Zn in soil of Zhangshi by mustard, cabbage, and sugar beet. *Environ. Toxicol.* 22: 565-571.

Susarla S., Medina V.F., McCutcheon S.C., 2002. Phytoremediation: An ecological solution to organic chemical contamination. *Ecol. Eng.* 18: 647-658.

----- T -----

Tapsoba H.K., Bonzi-Coulibaly YL, 2006. Production cotonnière et pollution des eaux par les pesticides au Burkina Faso. *J Soc Ouest-Afr Chim.* 21:87-93.

Tarar J.L., Salpekar C.R., 1980. Relative tolerance of soil algae to some selected insecticides. *Sci. Cult.* 46: 105-107.

Tariq M.I., Afzal S., Hussain I., 2006. Degradation and persistence of cotton pesticides in sandy loam soils from Punjab, Pakistan. *Environ. Res.* 100: 184-196.

Taylor A.W., 1995. The volatilization of pesticide residues. In: Environmental behaviour of agrochemicals. Vol. 9. Roberts T.R., Kearney P.C., (Eds.), Wiley J & Sons Ltd, Chichester, UK, p418.

Terry N., Carlson C., Raab T.K., Zayed A., 1992. Rates of selenium volatilisation among crop species. *J. Environ. Qual.* 21: 341-344.

Tessier A., Campbell P.G.C., Bisson M., 1979. Sequential extraction procedure for the speciation of particulate trace metal. *Anal. Chem.* 51: 844-851.

Toé M.A., 2003. Limites maximales de résidus de pesticides dans les produits agricoles d'exportation dans trois pays du CILSS. Etude du Burkina Faso. Projet Gestion des pesticides au Sahel. p1 - 3.

Ton P., 2006. Promouvoir la production plus durable de coton : Possibilités au Burkina Faso et au Mali. FAO / PNUE, Rapport final, mars 2006, p14.

Trivedi P., Axe L., Dyer J., 2001. Adsorption of metal ions onto goethite: single-adsorbate and competitive systems. *Colloid. Surface A* 191: 107-121.

Trouvelot A, Kough J, Gianinazzi-Pearson V, 1986. Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In: Gianinazzi-Pearson V and Gianinazzi S (eds) *Mycorrhizae: physiology and genetics*. INRA Press, Paris, pp 217-221.

Truong P.N., 2000. The global impact of Vetiver Grass Technology on the environment. Proc. Second. Intern. *Vetiver Conf. Thailand*, January 2000.

Truong P.N., Baker D., 1998. Vetiver grass system for environmental protection. Technical Bulletin No. 1998/1. Pacific Rim Vetiver Network. Office of the royal development projects board, Bangkok, Taïland.

Truong P.N., Hengchaovanich D., 1997. Application of the vetiver grass system in land stabilisation, erosion and sediment control in civil construction. Proc. Southern Region Symposium. Queensland of Main Roads, Queensland Australia.

Truong P.N., Pease M., 2001. Vetiver hedgerows: A hedge against environmental pollution and for landscaping. Hedgerows of the World. IALE (UK), p.309-318.

----- U -----

UNEP, 2008. Convention des Stockholm sur les polluants organiques persistants. UNEP/POPS/POPRC.4/14. p.1-6.

Usman A.R.A., 2008. The relative adsorption of Pb, Cu, Zn, Cd and Ni by soils developed on shale in New Valley, Egypt. *Geoderma* 144: 334-343.

----- V -----

Van der Vliet L., Peterson C., Hale B., 2007. Cd accumulation in roots and shoots of durum wheat: the roles of transpiration rate and apoplastic bypass. *J. Exp. Bot.* 58: 2939-2947.

Veeresh H., Tripathy S., Chaudhuri D., Hart B.R., Powell M.A., 2003. Competitive adsorption behaviour of selected heavy metals in three soil types of India amended with fly ash and sewage sludge. *Environ. Geol.* 44: 363-370.

Vega F.A., Andrade M.L., Covelo E.F., 2010. Influence of soil properties on the sorption and retention of cadmium, copper and lead, separately and together, by 20 soil horizons: Comparison of linear regression and tree regression analyses. *J. Hard. Mater.* 174: 522-533.

Vonwiren N., Marschner H., Römheld V., 1995. Uptake kinetics of iron phytosiderophores in two maize genotypes differing in iron efficiency. *Physiol. Plant* 93: 611-616.

----- W -----

Wang J.Q., Ru S.H., Su D.C., 2004. Effects of nitrogenous fertilizers and chelators on absorption of cadmium by Indian mustard and oilseed rape. *J. Agro. Environ. Sci.* 23: 625-629.

Wang Y., Tang X., Chen Y., Zhan L., Li Z., Tang Q., 2009. Adsorption behavior and mechanism of Cd (II) on loess soil from China. *J. Hazard. Mater.* 172: 30-37.

Watanabe M.E., 1997. Phytoremediation on the brink of commercialization. *Environ. Sci. Technol.* 31: 182-186.

Welch R.M., Norwell W.A., 1999. Mechanisms of cadmium uptake, translocation and deposition in plants. In Cadmium in soils and plants. McLaughlin M.J., Sinh B.R. (Eds.). Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands, pp.39-61.

Wenk M., Baumgartner T., Dobocsek J., Fuchs T., Kucsera J., Zopfi J., Stucki G., 1998. Rapid atrazine mineralization in soil slurry and moist soil by inoculation of an atrazine-degrading *Pseudomonas sp.* strain. *Appl. Microbiol. Biot.* 49: 624-630.

Whiting S.N., de Souza M.P., Terry N., 2001. Rhizosphere bacteria mobilize Zn for hyperaccumulation by *Thlaspi caerulescens*. *Environ. Sci. Technol.* 35: 3144-3150.

Wong C.C., Wu S.C., Kuek C., Khan A.G., Wang M.H., 2007. The Role of Mycorrhizae Associated with Vetiver Grown in Pb-/Zn-Contaminated Soils: Greenhouse Study. *Restor. Ecol.* 15: 60-67.

Wu S.C., Cheung K.C., Luo Y.M., Wong M.H., 2006. Effects of inoculation of plant growth-promoting rhizobacteria on metal uptake by *Brassica juncea*. *Environ. Pollut.* 140: 124-135.

----- **Y** -----

Yang B., Shu W.S., Ye Z.H., Lan C.Y., Wong M.H., 2003. Growth and metal accumulation in vetiver and two *Sesbania* species on lead/zinc mine tailings. *Chemosphere* 52: 1593-1600.

Yoon J., Cao X., Zhou Q., Ma L.Q., 2006. Accumulation of Pb, Cu, and Zn in native plants growing on a contaminated Florida site. *Sci. Total Environ.* 368: 456 - 464.

Yu X.Z., Gu J.D., 2006. Uptake, metabolism, and toxicity of methyl tert-butyl ethr (MTBE) in weeping willows. *J. Hazard. Mater.* 137(3):1417-1423.

----- **Z** -----

Zhou M., Li Y.C., Nkedi-Kizza P., O'Hair S.K., 2003. Endosulfan losses through runoff and leaching from calcareous gravelly or marl soils. *Vadose Zone Journal* 2: 231-238.

Zhuang P., Ye Z.H., Lan C.Y., Xie Z.W., Shu W.S., 2005. Chemically assisted phytoextraction of heavy metal contaminated soils using three plant species. *Plant Soil* 276: 153-162.

Zsolnay, A., 1996. Dissolved humus in soil waters. In : Piccolo A. (Ed.), Humic substances in terrestrial ecosystems. Elsevier, Amsterdam, pp. 171-224.

Annexes

Annexe 3-1 : Teneurs en acides organiques dans les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés au vétiver (P) et non plantés (NP), après 3 mois (T3 mois) (Mbengue, 2010) et 6 mois (T6 mois) de croissance du vétiver. Seuls les acides détectés dans les sols sont donnés.

Prélèvement	Sols	Acides organiques (mg kg ⁻¹ de sol)				
		gluconique	acétique	pyruvique	oxalique	citrique
T3 mois*	SV-NP	< LQ ⁽¹⁾	0,6	< LQ ⁽³⁾	0,2	< LQ ⁽⁵⁾
	SV-P	0,8	1,6	< LQ	0,2	< LQ
	SF-NP	< LQ	< LQ ⁽²⁾	< LQ	0,2	< LQ
	SF-P	< LQ	1,0	< LQ	0,2	1,2
T6 mois	SV-NP 1	< LQ	0,8	< LQ	0,2	< LQ
	SV-NP 2	< LQ	1,4	< LQ	0,2	< LQ
	SV-NP 3	< LQ	1,8	< LQ	0,2	< LQ
	Moyenne ± écartype		1,3 ± 0,5		0,2 ± 0,0	
	SV-P 1	< LQ	2,2	1,2	< LQ ⁽⁴⁾	< LQ
	SV-P 2	< LQ	3,2	< LQ	0,2	< LQ
	SV-P 3	< LQ	1,2	< LQ	0,2	< LQ
	Moyenne ± écartype		2,2 ± 1,0	0,4	0,1	
	SF-NP 1	< LQ	0,2	< LQ	< LQ	< LQ
	SF-NP 2	< LQ	1,2	< LQ	< LQ	< LQ
	SF-NP 3	< LQ	0,6	< LQ	< LQ	< LQ
	Moyenne ± écartype		0,7 ± 0,5			
	SF-P 1	< LQ	1,4	< LQ	0,2	< LQ
	SF-P 2	< LQ	1,0	< LQ	< LQ	0,2
	SF-P 3	< LQ	1,6	< LQ	< LQ	0,4
	Moyenne ± écartype		1,3 ± 0,3		0,1	0,2

*à T3 mois, le dosage d'acides organiques a été réalisé sur un échantillon de sol.

LQ ⁽¹⁾ (acide gluconique) = 0,18 mg kg⁻¹ de sol

LQ ⁽²⁾ (acide acétique) = 0,07 mg kg⁻¹ de sol

LQ ⁽³⁾ (acide pyruvique) = 0,19 mg kg⁻¹ de sol

LQ ⁽⁴⁾ (acide oxalique) = 0,42 mg kg⁻¹ de sol

LQ ⁽⁵⁾ (acide citrique) = 0,13 mg kg⁻¹ de sol

Annexe 3-2: Adsorption de l'endosulfan sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non plantés (NP) et plantés au vétiver (P).

Annexe 3-2.1 : Concentration à l'équilibre dans la solution et quantité d'endosulfan adsorbé sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non plantés (NP).

Echantillons	Concentration dans la solution en équilibre (mg L ⁻¹)			Quantité adsorbée sur le sol (mg kg ⁻¹)		
	endosulfan β	endosulfan α	endosulfan (α + β)	endosulfan β	endosulfan α	endosulfan (α + β)
SV-NP 0,25 1	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
SV-NP 0,25 2	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
SV-NP 0,25 3	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
Moyenne ± ecartype				0,31 ± 0,00	0,66 ± 0,00	0,97 ± 0,00
SV-NP 0,5 1	< LQ	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
SV-NP 0,5 2	< LQ	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
SV-NP 0,5 3	< LQ	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
Moyenne ± ecartype				0,27 ± 0,00	1,15 ± 0,00	1,42 ± 0,00
SV-NP 1 1	< LQ	0,05	0,05	1,24	2,12	3,35
SV-NP 1 2	0,01	0,04	0,04	1,24	2,19	3,42
SV-NP 1 3	< LQ	0,07	0,07	1,24	2,04	3,27
Moyenne ± ecartype	0,003	0,05 ± 0,02	0,05 ± 0,02	1,24 ± 0,00	2,11 ± 0,08	3,35 ± 0,08
SV-NP 2 1	0,04	0,26	0,30	1,60	2,50	4,10
SV-NP 2 2	< LQ	0,24	0,24	1,80	2,60	4,40
SV-NP 2 3	< LQ	0,16	0,16	1,80	3,00	4,80
Moyenne ± ecartype	0,013	0,22 ± 0,05	0,23 ± 0,07	1,73 ± 0,12	2,70 ± 0,26	4,43 ± 0,35
SV-NP 4 1	0,12	0,96	1,08	2,21	5,54	7,75
SV-NP 4 2	0,28	1,00	1,28	1,41	5,34	6,75
SV-NP 4 3	0,20	0,60	0,80	1,81	7,34	9,15
Moyenne ± ecartype	0,20 ± 0,08	0,85 ± 0,22	1,05 ± 0,24	1,81 ± 0,40	6,08 ± 1,10	7,89 ± 1,21
SF-NP 0,25 1	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
SF-NP 0,25 2	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
SF-NP 0,25 3	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
Moyenne ± ecartype				0,31 ± 0,00	0,66 ± 0,00	0,97 ± 0,00
SF-NP 0,5 1	< LQ	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
SF-NP 0,5 2	0,01	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
SF-NP 0,5 3	< LQ	0,01	0,01	0,27	1,15	1,42
Moyenne ± ecartype	0,003	0,003	0,003	0,27 ± 0,00	1,15 ± 0,00	1,42 ± 0,00
SF-NP 1 1	< LQ	0,09	0,09	1,24	1,92	3,16
SF-NP 1 2	< LQ	0,08	0,08	1,24	1,95	3,19
SF-NP 1 3	0,02	0,10	0,15	0,95	1,88	2,83
Moyenne ± ecartype	0,007	0,09 ± 0,01	0,11 ± 0,04	1,14 ± 0,17	1,92 ± 0,03	3,06 ± 0,20
SF-NP 2 1	0,01	0,28	0,28	1,80	2,40	4,20
SF-NP 2 2	0,12	0,22	0,34	1,20	2,70	3,90
SF-NP 2 3	0,04	0,16	0,20	1,60	3,00	4,60
Moyenne ± ecartype	0,05 ± 0,06	0,22 ± 0,06	0,27 ± 0,07	1,53 ± 0,31	2,70 ± 0,30	4,23 ± 0,35
SF-NP 4 1	0,24	1,00	1,24	1,61	5,34	6,95
SF-NP 4 2	0,24	0,68	0,92	1,61	6,94	8,55
SF-NP 4 3	0,24	1,08	1,32	1,61	4,94	6,55
Moyenne ± ecartype	0,24 ± 0,00	0,92 ± 0,21	1,16 ± 0,21	1,61 ± 0,00	5,74 ± 1,06	7,35 ± 1,06

LQ : limite de quantification = 0,18 mg L⁻¹

Annexe 3-2.2 : Concentration à l'équilibre dans la solution et quantité d'endosulfan adsorbé sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) **plantés au vétiver (P)**.

Echantillons	Concentration dans la solution en équilibre (mg L ⁻¹)			Quantité adsorbée sur le sol (mg kg ⁻¹)		
	endosulfan β	endosulfan α	endosulfan (α + β)	endosulfan β	endosulfan α	endosulfan (α + β)
SV-P 0,25 1	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
SV-P 0,25 2	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
SV-P 0,25 3	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
Moyenne ± ecartype				0,31 ± 0,00	0,66 ± 0,00	0,97 ± 0,00
SV-P 0,5 1	< LQ	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
SV-P 0,5 2	< LQ	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
SV-P 0,5 3	< LQ	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
Moyenne ± ecartype				0,27 ± 0,00	1,15 ± 0,00	1,42 ± 0,00
SV-P 1 1	< LQ	< LQ	< LQ	1,24	2,37	3,61
SV-P 1 2	< LQ	< LQ	< LQ	1,24	2,37	3,61
SV-P 1 3	< LQ	0,01	0,01	1,24	2,18	3,41
Moyenne ± ecartype		0,003	0,003	1,24 ± 0,00	2,31 ± 0,11	3,54 ± 0,11
SV-P 2 1	< LQ	0,10	0,10	1,80	3,30	5,10
SV-P 2 2	0,01	0,22	0,26	1,60	2,70	4,30
SV-P 2 3	< LQ	0,18	0,18	1,80	2,90	4,70
Moyenne ± ecartype	0,003	0,17 ± 0,06	0,18 ± 0,08	1,73 ± 0,12	2,97 ± 0,31	4,70 ± 0,40
SV-P 4 1	0,12	0,48	0,60	2,21	7,94	10,15
SV-P 4 2	< LQ	0,52	0,52	2,81	7,74	10,55
SV-P 4 3	0,72	0,40	1,12	0,79	8,34	7,55
Moyenne ± ecartype	0,42	0,47 ± 0,06	0,75 ± 0,33	1,94 ± 1,04	8,01 ± 0,31	9,42 ± 1,63
Separator						
SF-P 0,25 1	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
SF-P 0,25 2	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
SF-P 0,25 3	< LQ	< LQ	< LQ	0,31	0,66	0,97
Moyenne ± ecartype				0,31 ± 0,00	0,66 ± 0,00	0,97 ± 0,00
SF-P 0,5 1	< LQ	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
SF-P 0,5 2	< LQ	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
SF-P 0,5 3	< LQ	< LQ	< LQ	0,27	1,15	1,42
Moyenne ± ecartype				0,27 ± 0,00	1,15 ± 0,00	1,42 ± 0,00
SF-P 1 1	< LQ	< LQ	< LQ	1,24	2,37	3,61
SF-P 1 2	< LQ	0,09	0,09	1,24	1,94	3,18
SF-P 1 3	< LQ	0,07	0,07	1,24	2,00	3,23
Moyenne ± ecartype		0,06	0,06	1,24 ± 0,00	2,10 ± 0,23	3,34 ± 0,23
SF-P 2 1	0,06	0,18	0,24	1,50	2,90	4,40
SF-P 2 2	0,06	0,24	0,30	1,50	2,60	4,10
SF-P 2 3	0,10	0,18	0,28	1,30	2,90	4,20
Moyenne ± ecartype	0,07 ± 0,02	0,20 ± 0,03	0,27 ± 0,03	1,43 ± 0,12	2,80 ± 0,17	4,23 ± 0,15
SF-P 4 1	0,40	0,96	1,36	0,81	5,54	6,35
SF-P 4 2	0,36	0,68	1,04	1,01	6,94	7,95
SF-P 4 3	0,48	0,72	1,20	0,41	6,74	7,15
Moyenne ± ecartype	0,41 ± 0,06	0,79 ± 0,15	1,20 ± 0,16	0,74 ± 0,31	6,41 ± 0,76	7,15 ± 0,80

LQ : limite de quantification = 0,18 mg L⁻¹

Annexe 3-3 : Adsorption de Cu et Cd sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non plantés (NP) et plantés au vétiver (P).**Annexe 3-3.1 : Concentration à l'équilibre dans la solution et quantité de Cu et Cd adsorbés sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) non plantés (NP).**

Echantillons	Concentration dans la solution en équilibre (mg L ⁻¹)		Quantité adsorbée sur le sol (mg kg ⁻¹)	
	cuivre (Cu)	cadmium (Cd)	cuivre (Cu)	cadmium (Cd)
SV-NP 1 1	< LQ	0,01	4,82	5,28
SV-NP 1 2	< LQ	0,01	4,82	5,28
SV-NP 1 3	< LQ	0,01	4,82	5,28
Moyenne ± ecartype		0,01 ± 0,00	4,82 ± 0,00	5,28 ± 0,00
SV-NP 2,5 1	< LQ	0,01	11,79	12,38
SV-NP 2,5 2	< LQ	0,01	11,79	12,38
SV-NP 2,5 3	< LQ	0,01	11,79	12,37
Moyenne ± ecartype		0,01 ± 0,00	11,79 ± 0,00	12,38 ± 0,01
SV-NP 5 1	< LQ	0,03	25,17	26,85
SV-NP 5 2	< LQ	0,03	25,17	26,86
SV-NP 5 3	< LQ	0,03	25,17	26,84
Moyenne ± ecartype		0,03 ± 0,00	25,17 ± 0,00	26,85 ± 0,01
SV-NP 10 1	0,01	0,10	46,86	48,86
SV-NP 10 2	0,01	0,11	46,86	48,81
SV-NP 10 3	0,01	0,14	46,86	48,64
Moyenne ± ecartype	0,01 ± 0,00	0,12 ± 0,02	46,86 ± 0,00	48,77 ± 0,12
SV-NP 20 1	0,01	0,36	95,86	96,78
SV-NP 20 2	0,01	0,36	95,86	96,80
SV-NP 20 3	0,01	0,41	95,86	96,57
Moyenne ± ecartype	0,01 ± 0,00	0,38 ± 0,03	95,86 ± 0,00	96,72 ± 0,13
SF-NP 1 1	0,01	0,03	4,77	5,16
SF-NP 1 2	0,01	0,03	4,77	5,17
SF-NP 1 3	0,01	0,03	4,77	5,18
Moyenne ± ecartype	0,01 ± 0,00	0,03 ± 0,00	4,77 ± 0,00	5,17 ± 0,01
SF-NP 2,5 1	0,02	0,13	11,69	11,77
SF-NP 2,5 2	0,02	0,18	11,70	11,52
SF-NP 2,5 3	0,02	0,14	11,69	11,73
Moyenne ± ecartype	0,02 ± 0,00	0,15 ± 0,03	11,69 ± 0,00	11,67 ± 0,13
SF-NP 5 1	0,04	0,37	24,96	25,13
SF-NP 5 2	0,04	0,65	24,98	23,75
SF-NP 5 3	0,03	0,35	25,00	25,23
Moyenne ± ecartype	0,04 ± 0,00	0,46 ± 0,17	24,98 ± 0,02	24,70 ± 0,83
SF-NP 10 1	0,07	1,05	46,53	44,09
SF-NP 10 2	0,08	1,11	46,52	43,79
SF-NP 10 3	0,08	1,13	46,51	43,68
Moyenne ± ecartype	0,08 ± 0,00	1,10 ± 0,04	46,52 ± 0,01	43,85 ± 0,21
SF-NP 20 1	0,33	4,65	94,28	75,37
SF-NP 20 2	0,29	3,69	94,49	80,16
SF-NP 20 3	0,29	4,10	94,50	78,09
Moyenne ± ecartype	0,30 ± 0,02	4,15 ± 0,48	94,42 ± 0,12	77,87 ± 2,40

LQ : limite de quantification de Cu et Cd = 0,005 mg L⁻¹

Annexe 3-3.2 : Concentration à l'équilibre dans la solution et quantité de Cu et Cd adsorbés sur les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) **plantés au vétiver (P)**.

Echantillons	Concentration dans la solution en équilibre (mg L ⁻¹)		Quantité adsorbée sur le sol (mg kg ⁻¹)	
	cuivre (Cu)	cadmium (Cd)	cuivre (Cu)	cadmium (Cd)
SV-P 1 1	< LQ	< LQ	4,72	5,24
SV-P 1 2	< LQ	< LQ	4,72	5,24
SV-P 1 3	< LQ	< LQ	4,72	5,24
Moyenne ± ecartype			4,72 ± 0,00	5,24 ± 0,00
SV-P 2,5 1	0,01	0,01	11,76	12,41
SV-P 2,5 2	0,01	0,01	11,75	12,41
SV-P 2,5 3	0,01	0,01	11,76	12,41
Moyenne ± ecartype	0,01 ± 0,00	0,01 ± 0,00	11,76 ± 0,00	12,41 ± 0,00
SV-P 5 1	0,01	0,01	23,85	25,49
SV-P 5 2	0,01	0,01	23,85	25,49
SV-P 5 3	0,01	0,01	23,85	25,50
Moyenne ± ecartype	0,01 ± 0,00	0,01 ± 0,00	23,85 ± 0,00	25,49 ± 0,00
SV-P 10 1	0,01	0,04	46,85	49,13
SV-P 10 2	0,01	0,05	46,84	49,11
SV-P 10 3	0,01	0,04	46,85	49,15
Moyenne ± ecartype	0,01 ± 0,00	0,04 ± 0,00	46,85 ± 0,00	49,13 ± 0,02
SV-P 20 1	0,01	0,17	93,36	96,08
SV-P 20 2	0,01	0,17	93,36	96,08
SV-P 20 3	0,01	0,18	93,36	96,02
Moyenne ± ecartype	0,01 ± 0,00	0,17 ± 0,01	93,36 ± 0,00	96,06 ± 0,04
Soil Ferrugineux (SF)				
SF-P 1 1	0,01	0,01	4,70	5,19
SF-P 1 2	0,01	0,01	4,67	5,21
SF-P 1 3	0,01	0,01	4,68	5,21
Moyenne ± ecartype	0,01 ± 0,00	0,01 ± 0,00	4,68 ± 0,01	5,20 ± 0,01
SF-P 2,5 1	0,02	0,02	11,69	12,33
SF-P 2,5 2	0,01	0,05	11,73	12,21
SF-P 2,5 3	0,02	0,02	11,67	12,33
Moyenne ± ecartype	0,02 ± 0,00	0,03 ± 0,01	11,70 ± 0,03	12,29 ± 0,07
SF-P 5 1	0,03	0,11	23,73	25,00
SF-P 5 2	0,03	0,11	23,74	25,02
SF-P 5 3	0,02	0,14	23,76	24,85
Moyenne ± ecartype	0,03 ± 0,00	0,12 ± 0,02	23,75 ± 0,02	24,96 ± 0,09
SF-P 10 1	0,04	0,44	46,70	47,16
SF-P 10 2	0,04	0,55	46,72	46,58
SF-P 10 3	0,04	0,41	46,69	47,31
Moyenne ± ecartype	0,04 ± 0,00	0,47 ± 0,08	46,70 ± 0,02	47,02 ± 0,38
SF-P 20 1	0,09	1,74	93,00	88,21
SF-P 20 2	0,09	2,44	92,95	84,71
SF-P 20 3	0,09	1,88	92,98	87,51
Moyenne ± ecartype	0,09 ± 0,00	2,02 ± 0,37	92,98 ± 0,02	86,81 ± 1,85

LQ : limite de quantification de Cu et Cd = 0,005 mg L⁻¹

Annexe 4-1 : Conditions pour extraire les résidus de l'endosulfan des sols et des parties aériennes et racinaires du vétiver par ASE.



Application Note 320

Extraction of Chlorinated Pesticides Using Accelerated Solvent Extraction (ASE)

Meets the requirements of U.S. EPA Method 3545

INTRODUCTION

Accelerated Solvent Extraction (ASE®) is a new extraction method that significantly streamlines sample preparation. A commonly used solvent is pumped into an extraction cell containing the sample, which is then brought to an elevated temperature and pressure. Minutes later, the extract is transferred from the heated cell to a standard collection vial for cleanup or analysis. The entire extraction process is fully automated and performed in minutes for fast and easy extraction with low solvent consumption.

Previously, the extraction of chlorinated pesticides from soils, sludge, and other solid wastes consumed large amounts of solvents. Soxhlet, for example, can use from 250 to 500 mL of solvent for most environmental samples. Recent and anticipated changes in environmental regulations will cause severe restrictions on the amount of solvent usage in laboratories worldwide. ASE was developed to meet the new requirements for reducing solvent usage in the preparation of solid waste samples.

ASE provides a more convenient, faster, and less solvent intensive method than previously available for the extraction of chlorinated pesticides from environmentally important samples. Recoveries of these analytes by ASE are equivalent to or better than other more solvent intense methods such as Soxhlet. ASE also avoids the problem of multiple washing procedures associated with sonication. ASE can extract a 10 g sample of a typical soil in about 12 min with a total solvent consumption of approximately 15 mL.

The procedures described in this application note meet the requirements for sample extraction as prescribed by EPA Method 3545. This method is applicable to the extraction of water-insoluble or slightly water-soluble volatiles and semivolatiles in preparation for gas chromatographic or GC/MS measurement. The method is applicable to the extraction of chlorinated pesticides from soils, clays, wastes, and sediments containing from 5 to 250 µg/kg of the target compounds.

EQUIPMENT

ASE 200 Accelerated Solvent Extractor* with 11 or 22 mL stainless steel extraction cells
GC or GC/MS
Dionex vials for collection of extracts
(40 mL P/N 49465; 60 mL P/N 49466)

*ASE 150 and 350 can be used for equivalent results.

SOLVENTS

Acetone (pesticide quality or equivalent)
Hexane (pesticide quality or equivalent)

ASE 200 CONDITIONS

Oven Temperature: 100 °C
Pressure: 1500 psi*
Oven Heatup Time: 5 min
Static Time: 5 min
Flush Volume: 60% of extraction cell volume
Solvent: Acetone/hexane (1:1 v/v)
*Pressure studies show that 1500 psi is the optimum extraction pressure for all ASE applications.

SAMPLE INFORMATION

Spiking concentrations ranged from 5 to 250 µg/kg. All spiked soils were prepared and certified by ERA (Environmental Resource Associates, Arvada, Colorado, USA). Spiked samples were extracted both by the ASE 200 system and by a Perstorp Environmental Soxhlet® (automated Soxhlet). Matrix blanks, spikes, and matrix duplicates were included for the low-level spikes. Spiked extracts from ASE 200 were approximately 13–15 mL from the 11 mL extraction cells and approximately 26–30 mL from the 22 mL cells. Extracts can be further cleaned up or directly analyzed depending on the extent of interfering co-extractives. For the examples shown in this application note, extracts were analyzed by SW-846 Method 8080.

Note: All extractions and analytical work were performed by Mountain States Analytical, Inc. (Salt Lake City, Utah, USA).

SAMPLE PREPARATION

The sample is ground to 100–200 mesh (150–75 µm). Wet samples are mixed with either ASE Prep DE (diatomaceous earth), P/N 662819 (1:1, w/w), or air dried. After grinding, a weighed sample is transferred to either a 11 or 22 mL extraction cell.

PROCEDURE

Mix sample thoroughly, especially composite samples. Dried sediment, soil, and dry waste samples should be ground or otherwise subdivided so that it passes through a 1 mm sieve. Introduce sufficient sample into the grinding apparatus to yield at least 10–20 g after grinding. Air dry the sample at room temperature for 48 h in a glass tray or on hexane cleaned aluminum foil, or dry the sample by mixing with ASE Prep DE until a free-flowing powder is obtained. Air drying is not appropriate for the analysis of the more volatile organochlorine pesticides (e.g., the BHCs), because of losses during the drying process. For sediment and soils (especially gummy clay) that are moist and cannot be air-dried because of loss of volatile analytes, mix 5–10 g of sample with an equal amount of ASE Prep DE in a small beaker using a spatula. Use this approach for any solid sample that requires dispersion of the sample particles to ensure greater solvent contact throughout the sample mass.

Gummy, fibrous, or oily materials not amenable to grinding should be cut, shredded, or otherwise separated to allow mixing and maximum exposure of the sample surfaces for the extraction. If grinding of these materials is preferred, the addition and mixing of ASE Prep DE with the sample (1:1, w/w) may improve grinding efficiency. The professional judgment of the analyst is required for handling such difficult matrices.

Place a cellulose disk at the outlet end of the extraction cell. Weigh approximately 10 g of each sample into 11 mL extraction cells, or approximately 20 g into 22 mL cells. For samples mixed with ASE Prep DE, transfer the entire contents of the beaker to the extraction cell. Surrogate spikes and matrix spikes may be added to the appropriate sample cells.

Place extraction cells into the autosampler tray and load the collection tray with the appropriate number (up to 24) of 40 mL, precleaned, capped vials with septa. Set the method conditions on the ASE 200 system and initiate the run.

Annexes

Annexe 4-2 : Biomasse des feuilles et racines sèches du végétier à T0, T3 et T6 mois après apport de l'endosulfan,

Echantillons	T0 mois			T3 mois			T6 mois		
	feuilles (g)	racines (g)	Total (g)	Feuilles (g)	Racines (g)	Total (g)	Feuilles (g)	Racines (g)	Total (g)
	SV-P 1	8,03	3,37	11,40	14,60	8,86	23,46	15,95	8,24
SV-P 2	9,03	4,12	13,15	11,20	5,81	17,01	19,56	13,08	32,64
SV-P 3	9,37	5,11	14,48	8,10	3,90	12,00	15,32	9,70	25,02
Moyenne ± ecartype	8,81 ± 0,70	4,20 ± 0,87	13,01 ± 1,54	11,30 ± 3,25	6,19 ± 2,50	17,49 ± 5,74	16,94 ± 2,29	10,34 ± 2,48	27,28 ± 4,66
SF-P 1	8,34	4,09	12,43	6,60	5,40	12,00	8,75	5,57	14,32
SF-P 2	10,99	5,30	16,29	11,23	4,67	15,90	11,79	9,31	21,10
SF-P 3	5,08	4,60	9,68	8,92	5,03	13,95	10,27	7,44	17,69
Moyenne ± ecartype	8,14 ± 2,96	4,66 ± 0,61	12,8 ± 3,32	8,92 ± 3,27	5,03 ± 0,52	13,95 ± 2,76	10,27 ± 2,15	7,44 ± 2,64	17,71 ± 4,79
SV-P+endosulfan 1	11,29	7,24	18,53	13,71	7,93	21,64	13,01	8,48	21,49
SV-P+endosulfan 2	5,37	4,97	10,34	9,61	5,91	15,52	11,75	10,31	22,06
SV-P+endosulfan 3	3,95	3,66	7,612	13,40	5,20	18,60	8,51	6,00	14,51
Moyenne ± ecartype	6,87 ± 3,89	5,29 ± 1,81	12,16 ± 5,68	12,24 ± 2,28	6,35 ± 1,42	18,59 ± 3,06	11,09 ± 2,32	8,26 ± 2,16	19,35 ± 4,20
SF-P+endosulfan 1	7,83	4,28	12,11	12,2	8,40	20,60	14,09	10,47	24,56
SF-P+endosulfan 2	6,18	6,09	12,27	8,80	4,50	13,30	11,55	8,98	20,53
SF-P+endosulfan 3	9,47	4,12	13,59	15,4	4,84	20,24	8,90	5,12	14,02
Moyenne ± ecartype	7,83 ± 1,64	4,83 ± 1,09	12,66 ± 0,81	12,13 ± 3,30	5,91 ± 2,16	18,04 ± 4,11	11,51 ± 2,59	8,19 ± 2,76	19,70 ± 5,32

Annexes

Annexe 4-3 : Biomasse des feuilles et racines du végétier à 0 mois, 3 mois et 6 mois après application de Cu (C1 = 100 mg Cu kg⁻¹ / C2 = 500 mg Cu kg⁻¹) et Cd (C1 = 2 mg Cd kg⁻¹ / C2 = 10 mg Cd kg⁻¹) dans les sols.

Echantillons	T0 mois			T3 mois			T6 mois		
	feuilles (g)	racines (g)	Total (g)	Feuilles (g)	Racines (g)	Total (g)	Feuilles (g)	Racines (g)	Total (g)
	SV-P 1	8,03	3,37	11,40	14,60	8,86	23,46	15,95	8,24
SV-P 2	9,03	4,12	13,15	11,20	5,81	17,01	19,56	13,08	32,64
SV-P 3	9,37	5,11	14,48	8,10	3,90	12,00	15,32	9,70	25,02
moyenne ± ecartype	8,81 ± 0,70	4,20 ± 0,87	13,01 ± 1,54	11,30 ± 3,25	6,19 ± 2,50	17,49 ± 5,75	16,94 ± 2,29	10,34 ± 2,48	27,28 ± 4,66
SF-P 1	8,34	4,09	12,43	6,60	5,40	12,00	8,75	5,57	14,32
SF-P 2	10,99	5,30	16,29	11,23	4,67	15,90	11,79	9,31	21,10
SF-P 3	5,08	4,60	9,68	8,91	5,04	13,95	10,27	7,44	17,71
moyenne ± ecartype	8,13 ± 2,96	4,66 ± 0,61	12,80 ± 3,32	8,92 ± 3,27	5,04 ± 0,52	13,95 ± 2,76	10,27 ± 2,15	7,44 ± 2,64	17,71 ± 3,39
SV-P+C1 1	4,17	2,81	6,98	11,08	5,82	16,90	9,75	6,66	16,41
SV-P+C1 2	13,56	4,09	17,65	5,84	4,09	9,93	12,75	8,54	21,29
SV-P+C1 3	7,68	3,48	11,16	14,75	6,38	21,13	12,25	6,58	18,83
SV-P+C1 4*	7,83	4,60	12,43						
moyenne ± ecartype	8,31 ± 3,89	3,75 ± 0,77	12,06 ± 4,40	10,56 ± 4,48	5,43 ± 1,19	15,99 ± 5,66	11,58 ± 1,61	7,26 ± 1,11	18,84 ± 2,44
SF-P+C1 1	9,92	4,71	14,63	5,88	3,13	9,01	13,85	9,30	23,15
SF-P+C1 2	8,58	3,01	11,59	11,05	4,65	15,70	5,90	2,62	8,52
SF-P+C1 3*	-	-	-	6,44	4,03	10,47	11,73	5,79	17,52
moyenne ± ecartype	9,25	3,86	13,11	7,79 ± 2,84	3,94 ± 0,76	11,73 ± 3,52	10,49 ± 4,12	5,90 ± 3,34	16,40 ± 7,38
SV-P+C2 1	9,91	3,26	13,17	7,71	3,33	11,04	6,81	6,14	12,95
SV-P+C2 2	5,68	1,60	7,28	13,66	6,64	20,30	9,28	3,33	12,61
SV-P+C2 3	10,16	4,62	14,78	11,05	6,19	17,24	7,36	4,81	12,17
moyenne ± ecartype	8,58 ± 2,52	3,16 ± 1,51	11,74 ± 3,95	10,81 ± 2,98	5,39 ± 1,80	16,19 ± 4,72	7,82 ± 1,30	4,76 ± 1,41	12,58 ± 0,39
SF-P+C2 1	6,76	4,83	11,59	6,86	4,51	11,37	9,81	3,20	13,01
SF-P+C2 2	10,17	4,41	14,58	6,71	3,32	10,03	5,50	5,12	10,62
SF-P+C2 3	6,03	2,91	8,94	10,88	5,76	16,64	9,28	3,75	13,03
moyenne ± ecartype	7,65 ± 2,21	4,05 ± 1,01	11,70 ± 2,82	8,15 ± 2,37	4,53 ± 1,22	12,68 ± 3,49	8,20 ± 2,35	4,02 ± 0,99	12,22 ± 1,38

*A T0 mois, 1 SV a été compté comme 1 SF pour le traitement C1, on a donc obtenu 4 SV+C1 et 2 SF+C1 (voir § 3.1, partie 4).

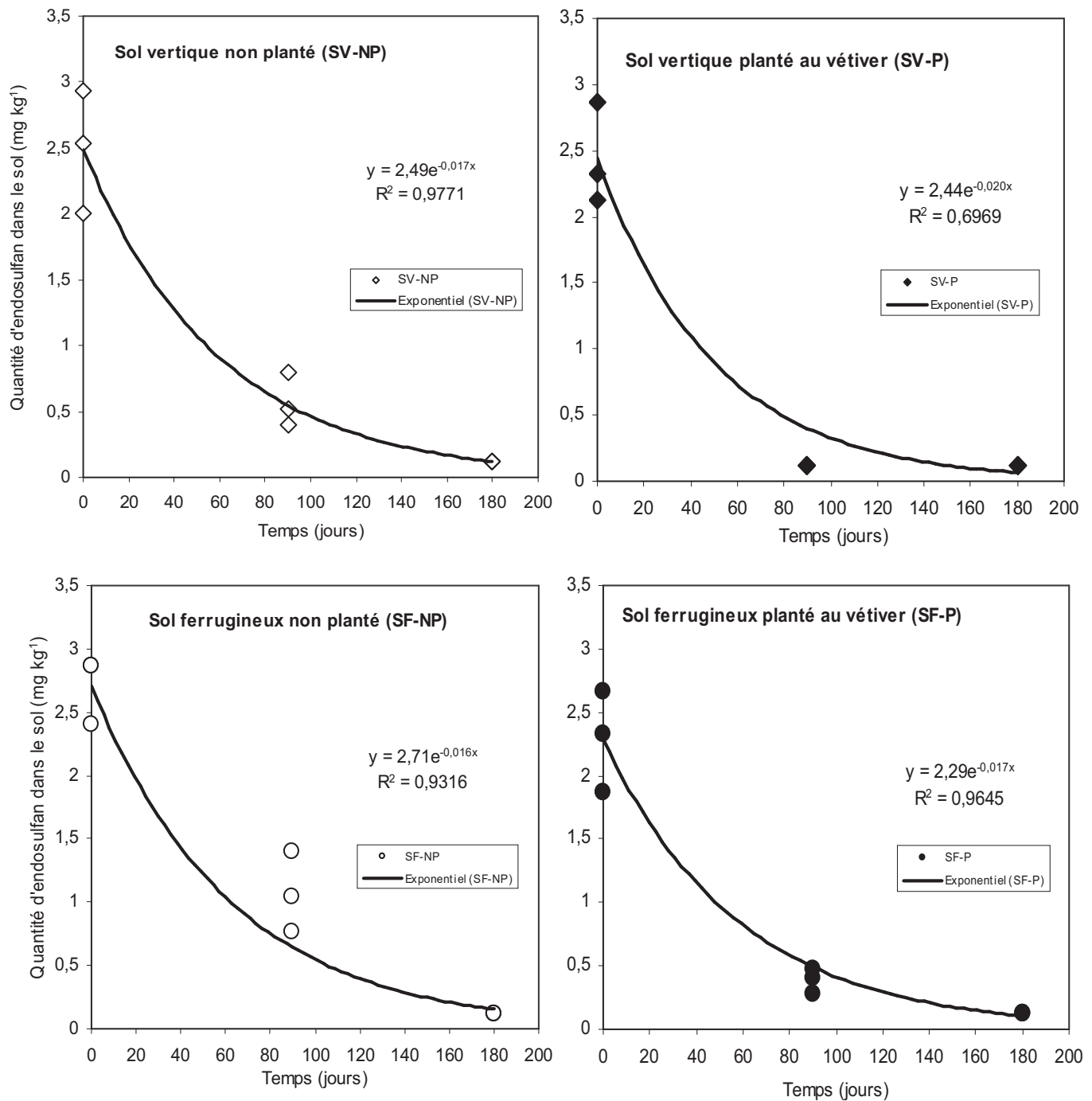
Annexes

Annexe 4-4 : Teneurs en résidus d'endosulfan (alpha, beta et sulfate) dans les sols plantés et non plantés à T0, T3 et T6 mois après application,

Echantillons	Endosulfan (mg kg ⁻¹)											
	T0 mois				T3 mois				T6 mois			
	beta	alpha	sulfate	Total (α+β)	beta	alpha	sulfate	Total (α+β)	beta	alpha	sulfate	Total (α+β)
SV-NP+endosulfan 1	0,93	1,60	< LQ	2,53	0,52	< LQ	< LQ	0,52	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
SV-NP+endosulfan 2	1,20	0,80	< LQ	2,00	< LQ	0,80	< LQ	0,80	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
SV-NP+endosulfan 3	1,60	1,33	< LQ	2,93	< LQ	0,40	< LQ	0,40	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
Moyenne ± ecartype	1,24 ± 0,34	1,24 ± 0,41		2,49 ± 0,47	0,17	0,40		0,57 ± 0,20				
SF-NP+endosulfan 1	1,40	1,47	< LQ	2,87	< LQ	1,40	< LQ	1,40	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
SF-NP+endosulfan 2	1,13	1,27	< LQ	2,40	1,04	< LQ	< LQ	1,04	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
SF-NP+endosulfan 3	0,93	1,93	< LQ	2,87	< LQ	0,76	< LQ	0,76	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
Moyenne ± ecartype	1,16 ± 0,23	1,56 ± 0,34		2,71 ± 0,27	0,35	0,72		1,07 ± 0,32				
SV-P+endosulfan 1	1,47	1,40	< LQ	2,87	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
SV-P+endosulfan 2	1,00	1,13	< LQ	2,13	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
SV-P+endosulfan 3	0,93	1,40	< LQ	2,33	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
Moyenne ± ecartype	1,13 ± 0,29	1,31 ± 0,15		2,44 ± 0,38								
SF-P+endosulfan 1	1,40	1,27	< LQ	2,67	< LQ	0,28	< LQ	0,28	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
SF-P+endosulfan 2	1,13	1,20	< LQ	2,33	< LQ	0,40	0,28	0,40	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
SF-P+endosulfan 3	0,73	1,13	< LQ	1,87	< LQ	0,48	0,32	0,48	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ
Moyenne ± ecartype	1,09 ± 0,34	1,20 ± 0,07		2,29 ± 0,40		0,39 ± 0,10	0,20	0,39 ± 0,10				

LQ : limite de quantification = 0,12 mg kg⁻¹ de sol.

Annexe 4-5 : Temps de demi-vie (DT50) estimés de l'endosulfan de l'endosulfan dans les sols vertique (SV) et ferrugineux (SF) plantés au vétiver (P) et non plantés (NP) – Expériences en vases de végétation.



DT50 est défini selon l'équation suivante : $C(t) = C_0 e^{-k \cdot t}$, au temps de demi-vie, $t = DT50$ et $C(t) = \frac{1}{2} C_0$ donc $DT50 = \ln(2) / k$.

- pour SV-NP : $DT50 = 0,69 / 0,017 = 40,6$ jours
- pour SV-P : $DT50 = 0,69 / 0,020 = 34,5$ jours
- pour SF-NP : $DT50 = 0,69 / 0,016 = 43,1$ jours
- pour SF-P : $DT50 = 0,69 / 0,017 = 40,6$ jours

Annexe 4-6 : Microflore cultivable totale dans les sols plantés et non plantés à T0, T3 et T6 mois après apport de l'endosulfan ($\alpha + \beta$).

Echantillons	Microflore totale ($\times 10^6 \text{ g}^{-1}$ de sol frais)		
	T0 mois	T3 mois	T6 mois
SV-NP 1	8,43	60,59	112,16
SV-NP 2	10,01	69,11	165,30
SV-NP 3	39,67	67,37	168,74
Moyenne \pm ecartype	19,37 \pm 17,60	65,69 \pm 4,50	148,73 \pm 31,72
SV-P 1	34,56	98,84	324,08
SV-P 2	33,71	55,44	422,58
SV-P 3	29,42	65,73	487,94
Moyenne \pm ecartype	32,56 \pm 2,75	73,34 \pm 22,68	411,53 \pm 82,49
SF-NP 1	21,58	121,50	141,28
SF-NP 2	15,96	70,62	142,14
SF-NP 3	24,53	105,30	130,63
Moyenne \pm ecartype	20,69 \pm 4,35	99,14 \pm 25,99	138,02 \pm 6,41
SF-P 1	61,73	50,10	377,59
SF-P 2	42,76	49,91	535,28
SF-P 3	45,25	69,09	456,43
Moyenne \pm ecartype	49,91 \pm 10,31	56,37 \pm 11,02	456,44 \pm 111,50
SV-NP+endosulfan 1	31,00	69,32	42,69
SV-NP+endosulfan 2	9,33	67,07	56,45
SV-NP+endosulfan 3	39,12	48,18	69,31
Moyenne \pm ecartype	27,18 \pm 15,74	61,52 \pm 11,61	56,15 \pm 13,31
SV-P+endosulfan 1	3,84	41,41	209,79
SV-P+endosulfan 2	9,85	58,84	153,28
SV-P+endosulfan 3	6,54	65,62	195,23
Moyenne \pm ecartype	6,74 \pm 3,01	55,29 \pm 12,49	186,10 \pm 29,34
SF-NP+endosulfan 1	17,70	60,48	132,11
SF-NP+endosulfan 2	12,50	75,90	173,84
SF-NP+endosulfan 3	21,34	89,19	90,43
Moyenne \pm ecartype	17,18 \pm 4,44	75,19 \pm 14,37	132,13 \pm 41,70
SF-P+endosulfan 1	85,10	161,98	406,48
SF-P+endosulfan 2	7,20	127,48	250,19
SF-P+endosulfan 3	89,76	103,82	301,62
Moyenne \pm ecartype	60,68 \pm 46,38	131 \pm 29,25	319,43 \pm 79,65

Annexe 4-7: Microflore dégradant l'endosulfan dans les sols plantés et non plantés à 3 et 6 mois après application de l'endosulfan ($\alpha + \beta$).

Echantillons	Microflore dégradante ($\times 10^6$ g ⁻¹ de sol frais)	
	T3 mois	T6 mois
SV-NP 1	1,60	2,29
SV-NP 2	2,88	1,11
SV-NP 3	2,35	1,26
Moyenne \pm ecartype	2,25 \pm 0,64	1,55 \pm 0,64
SF-NP 1	3,41	3,01
SF-NP 2	4,69	3,02
SF-NP 3	4,05	3,01
Moyenne \pm ecartype	4,05 \pm 0,64	3,01 \pm 0,01
SV-NP+endosulfan 1	2,70	1,80
SV-NP+endosulfan 2	2,71	3,35
SV-NP+endosulfan 3	2,71	2,50
Moyenne \pm ecartype	2,70 \pm 0,01	2,55 \pm 0,78
SV-P+endosulfan 1	8,38	3,58
SV-P+endosulfan 2	5,83	3,62
SV-P+endosulfan 3	7,10	3,61
Moyenne \pm ecartype	7,10 \pm 1,27	3,60 \pm 0,02
SF-NP+endosulfan 1	3,10	0,87
SF-NP+endosulfan 2	2,17	1,01
SF-NP+endosulfan 3	4,18	0,97
Moyenne \pm ecartype	3,15 \pm 1,01	0,95 \pm 0,07
SF-P+endosulfan 1	9,85	2,89
SF-P+endosulfan 2	5,48	4,17
SF-P+endosulfan 3	7,66	3,60
Moyenne \pm ecartype	7,66 \pm 2,19	3,55 \pm 0,64

Annexes

Annexe 4-8: Teneurs totales en éléments minéraux majeurs et traces dans les sols à T0, T3 et T6 mois après apport de Cu et de Cd à deux concentrations (C1 = 100 mg Cu kg⁻¹ + 2 mg Cd kg⁻¹ et C2 = 500 mg Cu kg⁻¹ + 10 mg Cd kg⁻¹).**Annexe A4-8.1 : Teneur en éléments minéraux dans les sols à T0 mois après apport de Cu et Cd.**

Sols	Al ₂ O ₃ (%)	CaO (%)	Cd (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	Fe ₂ O ₃ (%)	K ₂ O (%)	MgO (%)	MnO (%)	Na ₂ O (%)	Ni (mg/kg)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)	P ₂ O ₅ (%)	SO ₂ (%)	SO ₃ (%)
SV-NP 1	9,46	0,35	nd	88,37	45,36	4,28	1,08	0,54	0,08	0,18	35,89	12,74	44,04	0,07	0,08	73,07
SV-NP 2	9,31	0,34	nd	91,78	43,29	4,58	1,12	0,55	0,11	0,19	37,30	41,59	41,59	0,07	0,08	70,16
SV-NP 3	9,38	0,32	nd	141,18	75,07	10,46	1,17	0,54	0,08	0,20	45,23	38,95	53,54	0,07	0,08	63,28
Moyenne ± ecartype	9,76 ± 0,36	0,34 ± 0,01	nd	107,11 ± 29,55	54,59 ± 17,78	6,44 ± 3,48	1,12 ± 0,05	0,54 ± 0,01	0,09 ± 0,02	0,19 ± 0,01	39,47 ± 5,03	19,82 ± 16,75	46,39 ± 6,31	0,07 ± 0,00	0,08 ± 0,00	68,84 ± 5,03
SV-P 1	9,69	0,34	nd	99,07	46,32	4,80	0,97	0,55	0,08	0,13	38,78	13,02	45,25	0,07	0,08	73,20
SV-P 2	9,40	0,33	nd	86,25	43,14	4,17	0,97	0,53	0,09	0,15	35,89	11,35	43,01	0,07	0,08	72,34
SV-P 3	10,09	0,35	nd	100,98	49,18	5,40	1,03	0,57	0,11	0,14	41,53	17,35	50,49	0,08	0,08	71,81
Moyenne ± ecartype	9,73 ± 0,35	0,34 ± 0,01	nd	95,43 ± 8,01	46,21 ± 3,02	4,79 ± 0,61	0,99 ± 0,04	0,55 ± 0,02	0,10 ± 0,00	0,14 ± 0,01	38,73 ± 2,82	13,91 ± 3,09	46,25 ± 3,84	0,07 ± 0,00	0,08 ± 0,00	72,45 ± 0,70
SF-NP 1	3,45	0,06	nd	41,12	12,41	1,07	0,52	0,07	0,02	0,09	11,93	14,32	30,16	0,06	0,07	86,67
SF-NP 2	3,29	0,06	nd	37,05	13,44	0,93	0,46	0,07	0,02	0,07	11,39	13,50	32,24	0,06	0,08	81,07
SF-NP 3	3,60	0,05	nd	43,14	14,95	1,14	0,59	0,06	0,02	0,09	14,19	6,93	24,88	0,05	0,07	84,37
Moyenne ± ecartype	3,45 ± 0,15	0,06 ± 0,01	nd	40,44 ± 3,10	13,60 ± 1,28	1,05 ± 0,10	0,52 ± 0,07	0,07 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,08 ± 0,01	12,50 ± 1,49	11,58 ± 4,05	29,10 ± 3,79	0,06 ± 0,00	0,07 ± 0,00	84,04 ± 2,82
SF-P 1	3,30	0,05	nd	36,36	12,24	1,00	0,43	0,06	0,02	0,05	14,69	11,03	24,24	0,06	0,07	83,77
SF-P 2	3,23	0,05	nd	36,18	10,44	0,95	0,60	0,06	0,02	0,09	12,01	12,08	28,34	0,06	0,07	89,56
SF-P 3	3,08	0,05	nd	35,90	11,63	0,87	0,43	0,06	0,02	0,05	11,92	14,44	25,06	0,06	0,08	80,44
Moyenne ± ecartype	3,20 ± 0,11	0,05 ± 0,00	nd	36,14 ± 0,23	11,43 ± 0,92	0,94 ± 0,07	0,49 ± 0,09	0,06 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,07 ± 0,02	12,88 ± 1,57	12,51 ± 1,75	25,88 ± 2,17	0,06 ± 0,00	0,07 ± 0,00	84,59 ± 4,61
SV-NP + C1 1	9,46	0,36	2,00	85,96	147,71	4,18	1,01	0,54	0,08	0,29	36,63	17,09	57,70	0,07	0,09	71,88
SV-NP + C1 2	9,31	0,36	2,00	88,84	136,84	4,37	0,96	0,53	0,07	0,14	34,26	13,46	52,88	0,07	0,09	73,47
SV-NP + C1 3	9,38	0,34	2,00	84,66	128,97	4,11	1,01	0,54	0,08	0,30	35,10	12,91	53,43	0,07	0,09	74,28
Moyenne ± ecartype	9,38 ± 0,11	0,35 ± 0,01	2,00	86,49 ± 2,14	137,84 ± 9,41	4,22 ± 0,13	0,99 ± 0,03	0,53 ± 0,00	0,08 ± 0,00	0,24 ± 0,09	35,33 ± 1,20	14,49 ± 2,27	54,67 ± 2,64	0,07 ± 0,00	0,09 ± 0,00	73,21 ± 1,22
SV-P + C1 1	9,19	0,32	2,00	88,74	139,07	4,12	0,93	0,51	0,08	0,14	33,94	21,12	46,39	0,07	0,09	74,40
SV-P + C1 2	8,47	0,31	2,00	78,55	131,09	3,79	0,93	0,47	0,07	0,39	34,42	15,03	51,58	0,07	0,08	67,99
SV-P + C1 3	9,57	0,35	2,00	101,21	142,56	4,42	1,10	0,54	0,09	0,26	39,09	17,38	52,88	0,08	0,08	77,96
SV-P + C1 4	8,86	0,32	2,00	79,99	132,36	3,81	1,03	0,49	0,08	0,18	39,37	18,00	55,48	0,07	0,08	71,69
Moyenne ± ecartype	9,19 ± 0,11	0,33 ± 0,02	2,00	87,12 ± 10,42	136,27 ± 5,46	4,04 ± 0,30	1,00 ± 0,08	0,51 ± 0,03	0,08 ± 0,01	0,24 ± 0,11	36,71 ± 2,92	17,88 ± 2,51	51,58 ± 3,82	0,07 ± 0,00	0,08 ± 0,00	73,01 ± 4,22
SF-NP + C1 1	3,56	0,05	2,00	38,78	98,03	1,11	0,46	0,06	0,02	0,14	10,10	12,14	28,65	0,06	0,08	90,03
SF-NP + C1 2	3,28	0,04	2,00	39,43	98,40	0,93	0,61	0,06	0,02	0,08	12,08	14,17	64,06	0,06	0,08	87,53
SF-NP + C1 3	3,33	0,06	2,00	36,05	100,84	0,95	0,48	0,06	0,02	0,07	13,89	12,76	27,86	0,06	0,07	90,87
Moyenne ± ecartype	3,20 ± 0,11	0,05 ± 0,01	2,00	38,09 ± 1,80	99,09 ± 1,52	1,00 ± 0,10	0,52 ± 0,08	0,06 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,10 ± 0,04	12,03 ± 1,90	13,02 ± 1,04	40,19 ± 20,68	0,06 ± 0,00	0,08 ± 0,00	89,48 ± 1,74
SF-P + C1 1	3,35	0,05	2,00	48,54	107,25	1,14	0,46	0,06	0,02	0,06	15,11	14,99	27,39	0,06	0,07	90,75
SF-P + C1 3	3,48	0,05	2,00	42,32	100,31	1,04	0,52	0,06	0,02	0,12	17,47	10,51	28,89	0,06	0,08	90,58
Moyenne	3,20	0,05	2,00	45,43	103,78	1,09	0,49	0,06	0,02	0,09	16,29	12,75	28,14	0,06	0,08	90,66
SV-NP + C2 1	9,56	0,34	10,00	87,21	512,93	4,33	0,96	0,54	0,09	0,14	35,07	10,97	49,34	0,07	0,08	74,70
SV-NP + C2 2	9,16	0,32	10,00	87,23	469,34	4,20	0,94	0,51	0,08	0,16	34,21	12,03	53,41	0,07	0,09	73,61
SV-NP + C2 3	9,94	0,36	10,00	94,16	519,94	4,71	0,99	0,56	0,08	0,14	38,99	22,72	66,68	0,07	0,08	73,53
Moyenne ± ecartype	9,54 ± 0,11	0,34 ± 0,02	10,00	89,53 ± 4,01	500,74 ± 27,41	4,41 ± 0,26	0,96 ± 0,02	0,53 ± 0,03	0,08 ± 0,01	0,14 ± 0,01	36,09 ± 2,55	15,24 ± 6,50	56,47 ± 9,07	0,07 ± 0,00	0,08 ± 0,00	73,94 ± 0,65
SV-P + C2 1	9,48	0,34	10,00	87,64	498,90	4,23	0,97	0,54	0,07	0,14	35,82	25,06	48,62	0,07	0,09	77,29
SV-P + C2 2	9,98	0,36	10,00	89,50	544,77	4,36	1,04	0,57	0,09	0,18	36,77	14,99	49,52	0,07	0,08	80,05
SV-P + C2 3	9,43	0,34	10,00	88,41	500,00	4,16	0,99	0,53	0,08	0,17	32,94	22,72	47,69	0,07	0,08	72,88
Moyenne ± ecartype	9,63 ± 0,11	0,35 ± 0,01	10,00	88,52 ± 0,93	514,56 ± 26,17	4,24 ± 0,10	1,00 ± 0,04	0,55 ± 0,02	0,08 ± 0,01	0,17 ± 0,02	35,17 ± 1,99	18,00 ± 6,14	47,61 ± 2,57	0,07 ± 0,00	0,08 ± 0,01	76,74 ± 3,62
SF-NP + C2 1	3,41	0,06	10,00	38,14	451,28	1,02	0,62	0,06	0,02	0,10	11,46	12,18	23,99	0,06	0,07	87,98
SF-NP + C2 2	3,47	0,05	10,00	40,18	470,12	1,01	0,50	0,06	0,02	0,08	11,62	13,07	21,30	0,06	0,07	89,94
SF-NP + C2 3	3,42	0,05	10,00	39,50	468,27	1,08	0,50	0,06	0,02	0,07	13,76	11,19	31,61	0,06	0,07	83,58
Moyenne ± ecartype	3,20 ± 0,11	0,05 ± 0,00	10,00	39,27 ± 1,03	463,22 ± 10,39	1,04 ± 0,04	0,54 ± 0,07	0,06 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,08 ± 0,02	12,28 ± 1,28	12,15 ± 0,94	25,63 ± 5,34	0,06 ± 0,00	0,07 ± 0,00	87,17 ± 3,26
SF-P + C2 1	3,50	0,05	10,00	41,82	424,43	1,28	0,48	0,06	0,02	0,06	14,10	9,00	25,13	0,06	0,07	88,21
SF-P + C2 2	3,50	0,05	10,00	37,66	403,73	1,00	0,65	0,06	0,02	0,09	11,70	12,88	25,82	0,06	0,07	84,97
SF-P + C2 3	3,20	0,06	10,00	35,26	438,73	0,93	0,66	0,06	0,02	0,14	12,24	8,92	29,41	0,06	0,08	82,37
Moyenne ± ecartype	3,20 ± 0,11	0,05 ± 0,01	10,00	38,24 ± 3,32	422,30 ± 17,60	1,07 ± 0,18	0,60 ± 0,10	0,06 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,10 ± 0,04	12,68 ± 1,26	10,26 ± 2,27	26,79 ± 2,30	0,06 ± 0,00	0,07 ± 0,00	85,18 ± 2,92

LQ = 4,22 ± 0,26 mg kg⁻¹ sol.

Annexes

Annexe A4-8.2: Teneur en éléments minéraux dans les sols à T₃ mois après apport de Cu et Cd.

Sols	Al ₂ O ₃ (%)	CaO (%)	Cd (mg/kg)	Co (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	F ₂ O ₃ (%)	MgO (%)	MnO (%)	Na ₂ O (%)	Ni (mg/kg)	P ₂ O ₅ (%)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)	SiO ₂ (%)
SV - NP 1	8,65	0,36	nd	<LQ	78,00	<LQ	4,26	0,56	0,07	0,09	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	72,00
SV - NP 2	9,10	0,38	nd	<LQ	78,00	<LQ	5,26	0,59	0,20	0,16	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	73,29
SV - NP 3	9,29	0,38	nd	<LQ	84,00	<LQ	4,69	0,61	0,10	0,09	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	72,00
moyenne ± ecartype	9,02 ± 0,33	0,37 ± 0,01			80 ± 3,46		4,73 ± 0,50	0,58 ± 0,03	0,12 ± 0,07	0,12 ± 0,04		0,03 ± 0,00			72,43 ± 0,74
SV - P 1	9,14	0,34	nd	<LQ	116,00	<LQ	7,00	0,54	0,08	0,20	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	69,86
SV - P 2	8,54	0,34	nd	<LQ	74,00	<LQ	4,09	0,54	0,11	0,09	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	71,57
SV - P 3	8,99	0,36	nd	<LQ	80,00	<LQ	4,17	0,57	0,07	0,09	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	71,14
moyenne ± ecartype	8,89 ± 0,31	0,35 ± 0,01			90 ± 22,72		5,09 ± 1,16	0,55 ± 0,02	0,09 ± 0,02	0,13 ± 0,06		0,03 ± 0,00			70,86 ± 0,89
SF - NP 1	3,34	0,07	nd	<LQ	<LQ	<LQ	0,89	0,06	0,02	0,07	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	78,00
SF - NP 2	3,38	0,04	nd	<LQ	<LQ	<LQ	0,95	0,06	0,02	0,03	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	85,71
SF - NP 3	3,69	0,07	nd	<LQ	<LQ	<LQ	1,05	0,06	0,02	0,03	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	85,29
moyenne ± ecartype	3,47 ± 0,19	0,06 ± 0,02					0,96 ± 0,08	0,06 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,04 ± 0,02		0,02 ± 0,00			83,00 ± 4,34
SF - P 1	3,32	0,05	nd	<LQ	<LQ	<LQ	1,12	0,06	0,02	0,01	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	85,71
SF - P 2	3,52	0,06	nd	<LQ	<LQ	<LQ	1,01	0,06	0,02	0,00	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	87,86
SF - P 3	3,29	0,04	nd	<LQ	<LQ	<LQ	0,94	0,05	0,02	0,03	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	84,43
moyenne ± ecartype	3,38 ± 0,13	0,05 ± 0,01					1,02 ± 0,09	0,06 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,01 ± 0,02		0,02 ± 0,00			86,00 ± 1,73
SV NP + C1 1	8,58	0,34	nd	<LQ	70,00	122,00	3,97	0,53	0,08	0,14	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	67,71
SV NP + C1 2	9,07	0,37	nd	<LQ	76,00	120,00	4,00	0,56	0,08	0,10	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	78,86
SV NP + C1 3	9,18	0,38	nd	<LQ	76,00	122,00	4,43	0,58	0,14	0,20	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	70,71
moyenne ± ecartype	8,94 ± 0,32	0,37 ± 0,02			74 ± 3,46	121,33 ± 1,15	4,13 ± 0,26	0,56 ± 0,02	0,10 ± 0,03	0,15 ± 0,05		0,03 ± 0,00			72,43 ± 5,77
SV - P + C1 1	10,12	0,40	nd	<LQ	88,00	126,00	4,77	0,64	0,08	0,11	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	75,86
SV - P + C1 2	9,22	0,36	nd	<LQ	80,00	102,00	4,66	0,57	0,12	0,08	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	70,71
SV - P + C1 3	9,07	0,35	nd	<LQ	76,00	130,00	4,26	0,56	0,08	0,11	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	73,29
moyenne ± ecartype	9,47 ± 0,57	0,37 ± 0,03			81,33 ± 6,11	119,33 ± 15,14	4,56 ± 0,27	0,59 ± 0,04	0,09 ± 0,02	0,10 ± 0,02		0,03 ± 0,00			73,29 ± 2,57
SF NP + C1 1	3,57	0,04	nd	<LQ	<LQ	82,00	0,90	0,06	0,02	0,02	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	79,29
SF NP + C1 2	3,63	0,04	nd	<LQ	<LQ	92,00	0,98	0,06	0,02	0,08	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	82,71
SF NP + C1 3	3,60	0,04	nd	<LQ	<LQ	90,00	1,04	0,06	0,02	0,08	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	76,29
moyenne ± ecartype	3,60 ± 0,03	0,04 ± 0,00			88 ± 5,29	88 ± 5,29	0,79 ± 0,07	0,06 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,06 ± 0,03		0,02 ± 0,00			79,43 ± 3,22
SF - P + C1 1	3,31	0,04	nd	<LQ	<LQ	84,00	0,92	0,06	0,02	0,01	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	79,29
SF - P + C1 2	3,42	0,04	nd	<LQ	<LQ	70,00	1,03	0,06	0,02	0,01	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	85,29
SF - P + C1 3	3,77	0,05	nd	<LQ	<LQ	72,00	1,02	0,06	0,02	0,04	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	86,14
moyenne ± ecartype	3,50 ± 0,24	0,05 ± 0,01			75,33 ± 7,57	75,33 ± 7,57	0,99 ± 0,06	0,06 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,02 ± 0,02		0,02 ± 0,00			83,57 ± 3,74
SV NP + C2 1	9,82	0,41	nd	<LQ	82,00	532,00	4,46	0,62	0,10	0,17	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	79,71
SV NP + C2 2	9,37	0,37	nd	<LQ	74,00	454,00	4,29	0,57	0,10	0,08	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	69,86
SV NP + C2 3	8,92	0,37	nd	<LQ	74,00	482,00	4,06	0,54	0,08	0,11	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	73,71
moyenne ± ecartype	9,37 ± 0,45	0,38 ± 0,02			76,67 ± 4,62	489,33 ± 39,51	4,27 ± 0,20	0,58 ± 0,04	0,09 ± 0,01	0,12 ± 0,05		0,03 ± 0,00			74,43 ± 4,79
SV - P + C2 1	9,41	0,37	nd	<LQ	74,00	540,00	4,71	0,58	0,11	0,11	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	70,29
SV - P + C2 2	10,01	0,38	nd	<LQ	84,00	496,00	4,69	0,63	0,11	0,09	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	78,00
SV - P + C2 3	9,41	0,37	nd	<LQ	76,00	542,00	4,14	0,58	0,07	0,25	<LQ	0,03	<LQ	<LQ	73,29
moyenne ± ecartype	9,61 ± 0,35	0,37 ± 0,00			78 ± 5,29	526 ± 26	4,51 ± 0,32	0,60 ± 0,03	0,10 ± 0,02	0,15 ± 0,09		0,03 ± 0,00			73,86 ± 3,89
SF NP + C2 1	3,93	0,06	nd	<LQ	<LQ	458,00	1,09	0,07	0,02	0,15	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	93,00
SF NP + C2 2	3,82	0,05	nd	<LQ	<LQ	450,00	0,97	0,07	0,02	0,04	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	81,43
SF NP + C2 3	3,82	0,06	nd	<LQ	<LQ	438,00	0,97	0,07	0,02	0,08	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	81,00
moyenne ± ecartype	3,85 ± 0,07	0,05 ± 0,01			448,67 ± 10,07	448,67 ± 10,07	1,01 ± 0,07	0,07 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,09 ± 0,06		0,02 ± 0,00			85,14 ± 6,81
SF - P + C2 1	3,63	0,05	nd	<LQ	<LQ	396,00	0,98	0,06	0,02	0,10	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	85,29
SF - P + C2 2	3,68	0,05	nd	<LQ	<LQ	332,00	0,91	0,06	0,02	0,10	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	87,43
SF - P + C2 3	3,28	0,04	nd	<LQ	<LQ	312,00	0,87	0,05	0,02	0,00	<LQ	0,02	<LQ	<LQ	78,00
moyenne ± ecartype	3,53 ± 0,22	0,05 ± 0,00			346,67 ± 43,88	346,67 ± 43,88	0,92 ± 0,06	0,06 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,07 ± 0,05		0,02 ± 0,00			83,57 ± 4,94

LQ = 4,22 ± 0,26 mg kg⁻¹ sol.

Annexe A4-8.3: Teneur en éléments minéraux dans les sols à T6 mois après apport de Cu et Cd.

Sols	Al ₂ O ₃ (%)	CaO (%)	Cd (mg/kg)*	Co (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	Fe ₂ O ₃ (%)	K ₂ O (%)	MgO (%)	MnO (%)	Na ₂ O (%)	Ni (mg/kg)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)	P ₂ O ₅ (%)	SO ₂ (%)	SiO ₂ (%)
SV-NP 1	15,51	0,58	< LQ	14,27	87,31	20,17	6,92	2,12	0,85	0,14	0,32	36,43	21,46	59,78	0,07	0,08	66,99
SV-NP 2	15,74	0,58	< LQ	16,25	103,67	18,32	7,52	2,25	0,86	0,17	0,36	37,27	21,44	45,47	0,06	0,07	65,99
SV-NP 3	15,39	0,55	< LQ	14,60	103,13	17,57	6,70	2,17	0,84	0,14	0,31	36,55	14,96	43,61	0,07	0,08	67,36
Moyenne ± ecarttype	15,54 ± 0,18	0,57 ± 0,02	< LQ	15,04 ± 1,06	98,04 ± 9,29	18,69 ± 1,34	7,04 ± 0,42	2,18 ± 0,07	0,85 ± 0,01	0,15 ± 0,02	0,33 ± 0,02	36,75 ± 0,45	19,29 ± 3,75	49,62 ± 8,85	0,06 ± 0,00	0,08 ± 0,01	66,78 ± 0,70
SV-P 1	15,20	0,56	< LQ	14,36	99,45	12,08	6,59	2,17	0,83	0,13	0,30	37,41	23,96	43,93	0,07	0,08	68,73
SV-P 2	14,96	0,58	< LQ	14,14	115,2	11,52	6,61	2,16	0,81	0,13	0,32	36,57	23,55	50,21	0,06	0,07	68,95
SV-P 3	15,36	0,58	< LQ	13,96	90,54	12,69	6,91	2,12	0,83	0,14	0,35	37,30	29,04	44,04	0,06	0,07	68,23
Moyenne ± ecarttype	15,17 ± 0,20	0,58 ± 0,01	< LQ	14,15 ± 0,20	95,70 ± 4,62	12,10 ± 0,58	6,70 ± 0,18	2,15 ± 0,03	0,82 ± 0,01	0,13 ± 0,00	0,32 ± 0,03	37,09 ± 0,45	25,52 ± 3,06	46,06 ± 3,40	0,06 ± 0,00	0,07 ± 0,00	68,63 ± 0,37
SF-NP 1	6,22	0,10	< LQ	6,23	49,43	4,94	1,80	1,01	0,11	0,04	0,13	13,92	9,63	15,53	0,06	0,07	88,43
SF-NP 2	6,26	0,10	< LQ	6,54	80,09	4,81	1,86	1,02	0,11	0,04	0,11	13,40	9,58	18,39	0,05	0,07	88,33
SF-NP 3	6,25	0,09	< LQ	6,09	47,19	4,53	1,81	1,00	0,11	0,04	0,14	11,91	12,75	15,01	0,05	0,07	88,40
Moyenne ± ecarttype	6,24 ± 0,02	0,10 ± 0,01	< LQ	6,29 ± 0,23	58,91 ± 18,38	4,76 ± 0,21	1,82 ± 0,04	1,01 ± 0,01	0,11 ± 0,00	0,04 ± 0,00	0,12 ± 0,02	13,08 ± 1,04	10,66 ± 1,81	16,31 ± 1,82	0,06 ± 0,00	0,07 ± 0,00	88,39 ± 0,05
SF-P 1	6,14	0,09	< LQ	6,05	58,26	< LQ	1,78	0,98	0,10	0,04	0,09	12,08	10,84	17,23	0,06	0,07	88,71
SF-P 2	6,16	0,10	< LQ	6,68	64,18	< LQ	1,85	1,06	0,11	0,04	0,12	13,11	10,34	17,33	0,07	0,07	88,48
SF-P 3			< LQ														
Moyenne ± ecarttype	6,15	0,09	< LQ	6,37	61,22		1,82	1,02	0,10	0,04	0,11	12,60	10,59	17,28	0,06	0,07	88,59
SV-NP+Cl 1	15,41	0,52	1,82	15,12	94,27	104,22	6,84	2,29	0,83	0,14	0,30	38,26	11,53	48,16	0,05	0,06	67,97
SV-NP+Cl 2	15,84	0,53	1,82	21,78	98,94	106,29	7,23	2,30	0,85	0,27	0,29	39,88	15,82	41,33	0,05	0,06	66,99
SV-NP+Cl 3	15,93	0,53	1,90	13,23	97,85	101,30	7,09	2,23	0,85	0,14	0,31	33,37	10,31	34,30	0,06	0,07	67,21
Moyenne ± ecarttype	15,72 ± 0,27	0,53 ± 0,01	1,85 ± 0,05	16,71 ± 4,49	97,02 ± 2,44	103,94 ± 2,51	7,05 ± 0,20	2,27 ± 0,04	0,84 ± 0,01	0,18 ± 0,08	0,30 ± 0,01	37,17 ± 3,38	12,55 ± 2,90	41,26 ± 6,93	0,05 ± 0,05	0,06 ± 0,00	67,39 ± 0,52
SV-P+Cl 1	14,83	0,50	1,99	14,76	101,42	55,25	6,73	2,27	0,85	0,14	0,30	36,86	12,36	78,04	0,06	0,07	68,50
SV-P+Cl 2	15,15	0,51	1,74	13,44	131,63	70,34	6,97	2,16	0,82	0,13	0,30	33,91	12,37	46,38	0,06	0,07	68,10
SV-P+Cl 3	15,02	0,51	1,94	14,07	97,63	62,90	6,72	2,35	0,82	0,14	0,29	36,92	17,26	45,74	0,05	0,06	68,32
Moyenne ± ecarttype	15,00 ± 0,16	0,51 ± 0,01	1,89 ± 0,13	14,09 ± 0,66	110,23 ± 18,63	62,83 ± 7,55	6,81 ± 0,14	2,26 ± 0,10	0,83 ± 0,02	0,14 ± 0,01	0,30 ± 0,01	35,90 ± 1,73	14,00 ± 2,83	56,72 ± 18,46	0,06 ± 0,00	0,07 ± 0,00	68,31 ± 0,20
SF-NP+Cl 1	6,31	0,10	1,81	6,03	61,30	82,16	1,87	1,06	0,11	0,04	0,13	11,38	7,55	14,90	0,05	0,06	88,35
SF-NP+Cl 2	6,63	0,10	1,78	5,88	52,23	93,13	1,93	0,99	0,11	0,04	0,14	11,79	10,43	14,19	0,06	0,07	88,02
SF-NP+Cl 3	7,63	0,15	1,80	5,45	62,03	80,14	2,42	1,15	0,13	0,05	0,15	10,95	7,15	45,76	0,07	0,09	86,26
Moyenne ± ecarttype	6,85 ± 0,69	0,12 ± 0,03	1,80 ± 0,02	5,79 ± 0,30	58,52 ± 5,46	85,14 ± 6,99	2,07 ± 0,30	1,07 ± 0,08	0,12 ± 0,01	0,04 ± 0,00	0,14 ± 0,01	11,37 ± 0,41	8,37 ± 1,79	24,95 ± 18,02	0,06 ± 0,01	0,07 ± 0,01	87,54 ± 1,13
SF-P+Cl 1	6,23	0,12	1,08	6,50	93,32	49,01	1,97	1,16	0,11	0,04	0,10	14,67	13,05	28,56	0,06	0,07	88,36
SF-P+Cl 2	6,22	0,11	1,45	6,41	80,10	41,52	2,04	1,05	0,10	0,04	0,08	15,14	13,93	17,39	0,07	0,07	88,43
SF-P+Cl 3	6,25	0,12	1,40	7,13	68,28	43,05	1,84	1,16	0,11	0,04	0,11	15,83	11,87	19,04	0,06	0,06	88,46
Moyenne ± ecarttype	6,23 ± 0,01	0,12 ± 0,01	1,31 ± 0,20	6,68 ± 0,39	80,57 ± 12,52	44,52 ± 3,95	1,95 ± 0,10	1,12 ± 0,06	0,11 ± 0,00	0,04 ± 0,00	0,10 ± 0,01	15,21 ± 0,58	12,95 ± 1,03	21,66 ± 6,03	0,06 ± 0,00	0,07 ± 0,00	88,42 ± 0,05
SV-NP+Cl 2	15,82	0,53	9,05	14,96	91,68	414,68	7,09	2,19	0,86	0,15	0,31	34,96	8,96	42,68	0,06	0,07	66,02
SV-NP+Cl 3	15,71	0,52	9,00	14,09	91,16	431,73	6,95	2,13	0,85	0,14	0,28	34,73	12,09	40,11	0,06	0,07	66,40
SV-NP+Cl 3	15,18	0,50	9,81	13,26	92,82	413,00	6,57	2,12	0,82	0,13	0,29	33,87	11,82	38,84	0,05	0,07	67,38
Moyenne ± ecarttype	15,57 ± 0,34	0,52 ± 0,02	9,29 ± 0,45	14,10 ± 0,85	91,89 ± 0,85	419,81 ± 10,36	6,87 ± 0,27	2,15 ± 0,04	0,84 ± 0,02	0,14 ± 0,01	0,29 ± 0,02	34,52 ± 0,57	19,96 ± 1,74	40,54 ± 1,96	0,05 ± 0,00	0,07 ± 0,00	66,60 ± 0,70
SV-P+Cl 2	15,24	0,51	7,24	10,48	86,86	306,44	7,10	2,15	0,81	0,13	0,30	25,86	7,79	30,88	0,07	0,08	67,88
SV-P+Cl 3	15,20	0,49	7,27	11,99	88,86	303,79	6,55	2,25	0,81	0,13	0,28	29,57	9,45	33,18	0,06	0,06	68,43
SV-P+Cl 3	15,17	0,50	6,43	11,38	76,99	310,55	6,58	2,16	0,81	0,12	0,27	27,70	9,30	30,93	0,07	0,08	68,50
Moyenne ± ecarttype	15,20 ± 0,03	0,50 ± 0,01	6,98 ± 0,47	11,28 ± 0,76	84,24 ± 6,35	306,93 ± 341	6,74 ± 0,31	2,19 ± 0,06	0,81 ± 0,00	0,13 ± 0,00	0,28 ± 0,01	27,71 ± 1,86	8,85 ± 0,92	31,66 ± 1,32	0,06 ± 0,01	0,07 ± 0,01	68,27 ± 0,34
SF-NP+Cl 2	5,94	0,09	9,56	6,32	83,72	425,37	1,71	0,94	0,10	0,04	0,10	12,25	12,21	15,46	0,06	0,07	88,86
SF-NP+Cl 3	6,42	0,10	11,21	7,30	101,97	467,46	1,96	1,12	0,11	0,04	0,12	14,29	8,60	35,64	0,05	0,06	87,93
SF-NP+Cl 3	6,33	0,10	9,44	6,49	90,78	414,93	1,94	1,05	0,11	0,04	0,10	13,06	10,06	31,02	0,05	0,07	88,13
Moyenne ± ecarttype	6,23 ± 0,25	0,10 ± 0,01	10,07 ± 0,99	6,70 ± 0,52	92,16 ± 9,21	435,92 ± 27,81	1,87 ± 0,14	1,04 ± 0,09	0,11 ± 0,00	0,04 ± 0,00	0,11 ± 0,01	13,20 ± 1,03	10,29 ± 1,82	27,37 ± 10,57	0,05 ± 0,00	0,07 ± 0,01	88,31 ± 0,49
SF-P+Cl 2	5,93	0,08	6,26	5,72	77,59	324,65	1,84	0,95	0,10	0,04	0,09	11,21	11,33	13,37	0,07	0,08	89,05
SF-P+Cl 2	6,14	0,08	5,86	5,97	77,37	337,21	1,86	0,95	0,10	0,03	0,10	11,53	6,59	12,73	0,07	0,08	88,82
SF-P+Cl 3	6,56	0,09	5,97	5,22	57,20	343,61	2,07	1,08	0,12	0,03	0,15	11,48	8,32	35,61	0,08	0,08	87,96
Moyenne ± ecarttype	6,21 ± 0,32	0,08 ± 0,01	5,78 ± 0,53	5,89 ± 0,15	70,72 ± 11,71	335,16 ± 9,65	1,92 ± 0,13	0,99 ± 0,08	0,11 ± 0,01	0,03 ± 0,00	0,11 ± 0,04	11,41 ± 0,17	8,75 ± 2,39	20,57 ± 13,02	0,07 ± 0,01	0,08 ± 0,00	88,61 ± 0,57

LQ = 4,22 ± 0,26 mg kg⁻¹ sol, sauf pour Cd * (LQ = 0,02 mg kg⁻¹ sol, INRA d'Arras)

Annexes

Annexe 4-9 : Teneur en éléments minéraux majeurs et traces extractibles au MgCl₂ à T0, T3 et T6 mois après apport de Cu et Cd à deux concentrations (C1 = 100 mg Cu kg⁻¹ + 2 mg Cd kg⁻¹ et C2 = 500 mg Cu kg⁻¹ + 10 mg Cd kg⁻¹).

Annexe A4-9.1 : Teneur en éléments minéraux extractibles au MgCl₂ dans les sols à T0 mois après apport de Cu et Cd.

Sols	Al (mg/kg)	Cd (mg/kg)	Co (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	Fe (mg/kg)	Mn (mg/kg)	Ni (mg/kg)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)
SV-NP 1	1,41	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,57	8,74	0,54	<LQ	0,27
SV-NP 2	1,87	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,80	10,27	0,59	<LQ	0,48
SV-NP 3	1,17	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,42	12,48	0,52	0,48	0,28
moyenne ± ecartype	1,48 ± 0,36					0,60 ± 0,19	10,50 ± 1,88	0,55 ± 0,03	0,16	0,35 ± 0,12
SV-P 1	4,22	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,32	21,99	<LQ	0,88	0,37
SV-P 2	4,60	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,27	25,38	<LQ	<LQ	0,34
SV-P 3	3,94	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,53	30,25	<LQ	0,33	<LQ
moyenne ± ecartype	4,25 ± 0,33					0,37 ± 0,14	25,88 ± 4,15		0,40	0,24
SF-NP 1	1,21	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,42	7,87	0,58	<LQ	0,27
SF-NP 2	1,04	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,41	7,03	0,50	<LQ	<LQ
SF-NP 3	0,98	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,34	6,83	0,60	0,5	<LQ
moyenne ± ecartype	1,08 ± 0,12					0,39 ± 0,05	7,24 ± 0,44	0,56 ± 0,05	0,17	0,09
SF-P 1	5,16	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,94	10,45	0,31	<LQ	<LQ
SF-P 2	5,97	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	1,08	29,59	0,26	0,26	0,30
SF-P 3	5,54	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,58	14,09	0,33	0,28	<LQ
moyenne ± ecartype	5,56 ± 0,40					0,87 ± 0,26	18,04 ± 10,16	0,30 ± 0,03	0,18	0,10
SV-NP+C1 1	3,37	2,89	1,02	0,62	9,34	5,09	17,18	2,34	2,89	1,88
SV-NP+C1 2	2,74	2,76	1,04	0,56	8,72	4,27	14,74	2,24	2,95	1,68
SV-NP+C1 3	5,12	2,74	1,02	0,59	8,34	5,32	19,19	2,34	2,89	1,90
moyenne ± ecartype	3,74 ± 1,23	2,80 ± 0,08	1,03 ± 0,01	0,59 ± 0,03	8,80 ± 0,50	4,90 ± 0,55	17,04 ± 2,23	2,31 ± 0,06	2,91 ± 0,04	1,82 ± 0,12
SV-P+C1 1	3,35	2,49	0,96	0,56	7,09	4,55	10,35	2,15	2,92	1,71
SV-P+C1 2	3,33	2,66	0,97	0,57	6,95	4,33	11,86	2,26	2,81	1,49
SV-P+C1 3	3,73	2,39	1,01	0,62	4,01	5,24	9,07	2,13	2,79	1,60
SV-P+C1 4	2,69	2,57	0,95	0,56	5,54	4,55	10,85	2,39	2,84	1,69
moyenne ± ecartype	3,28 ± 0,43	2,53 ± 0,11	0,97 ± 0,03	0,58 ± 0,03	5,90 ± 1,44	4,67 ± 0,40	10,53 ± 1,16	2,23 ± 0,12	2,84 ± 0,05	1,62 ± 0,10
SF-NP+C1 1	11,91	2,82	1,06	0,56	47,47	4,67	27,59	1,75	2,87	2,21
SF-NP+C1 2	9,26	2,76	1,08	0,57	43,42	4,07	33,46	1,82	2,79	1,67
SF-NP+C1 3	9,72	3,00	1,11	0,58	48,81	4,07	35,43	1,85	2,82	1,65
moyenne ± ecartype	10,30 ± 1,41	2,86 ± 0,12	1,09 ± 0,03	0,57 ± 0,01	46,57 ± 2,81	4,27 ± 0,35	32,16 ± 4,08	1,81 ± 0,05	2,83 ± 0,04	1,84 ± 0,32
SF-P+C1 1	11,87	2,65	1,03	0,58	36,91	4,51	15,07	1,81	2,71	1,58
SF-P+C1 3	11,51	2,65	1,00	0,59	37,32	4,09	14,77	1,79	2,72	1,42
moyenne ± ecartype	11,69	2,65	1,01	0,59	37,12	4,30	14,92	1,80	2,72	1,50
SV-NP+C2 1	4,66	9,92	1,18	0,58	149,67	4,41	22,52	2,38	2,86	1,86
SV-NP+C2 2	5,87	9,36	1,16	0,60	142,19	6,67	23,68	2,43	3,15	2,17
SV-NP+C2 3	4,67	9,33	1,19	0,56	131,92	4,36	24,67	2,44	2,79	1,84
moyenne ± ecartype	5,07 ± 0,70	9,54 ± 0,33	1,18 ± 0,01	0,58 ± 0,02	141,26 ± 8,91	5,15 ± 1,32	23,62 ± 1,08	2,42 ± 0,03	2,93 ± 0,19	1,96 ± 0,19
SV-P+C2 1	4,62	9,94	1,14	0,56	109,12	4,55	18,04	2,32	2,84	1,94
SV-P+C2 2	4,26	10,25	1,19	0,62	140,10	4,39	19,02	2,35	2,84	1,82
SV-P+C2 3	4,78	9,79	1,17	0,59	128,60	4,35	18,14	2,31	2,69	1,74
moyenne ± ecartype	4,56 ± 0,27	9,99 ± 0,24	1,17 ± 0,03	0,59 ± 0,03	125,95 ± 15,65	4,43 ± 0,11	18,40 ± 0,54	2,33 ± 0,02	2,79 ± 0,09	1,83 ± 0,10
SF-NP+C2 1	10,89	10,11	1,24	0,61	320,27	4,55	37,78	1,85	3,07	2,12
SF-NP+C2 2	14,12	10,17	1,24	0,56	334,46	4,325	37,42	1,76	2,67	2,18
SF-NP+C2 3	14,10	10,62	1,25	0,61	344,15	4,50	38,61	1,85	2,87	1,97
moyenne ± ecartype	13,04 ± 1,86	10,30 ± 0,28	1,24 ± 0,01	0,59 ± 0,02	332,96 ± 12,01	4,39 ± 0,09	37,94 ± 0,61	1,82 ± 0,05	2,87 ± 0,20	2,09 ± 0,11
SF-P+C2 1	17,57	10,05	1,22	0,64	312,34	4,53	22,72	1,78	3,90	2,11
SF-P+C2 2	17,52	8,61	1,27	0,55	253,38	4,47	30,33	1,84	2,99	1,99
SF-P+C2 3	15,15	10,22	1,21	0,56	323,59	4,36	24,32	1,83	4,07	2,25
moyenne ± ecartype	16,75 ± 1,38	9,63 ± 0,89	1,24 ± 0,03	0,58 ± 0,05	296,44 ± 37,71	4,46 ± 0,09	25,79 ± 4,02	1,82 ± 0,03	3,65 ± 0,58	2,12 ± 0,13

LQ = 0,25 mg kg⁻¹ sol.

Annexes

Annexe A4-9.2 : Teneur en éléments minéraux extractibles au MgCl₂ dans les sols 3 mois après apport de Cu et Cd.

Sols	Al (mg/kg)	Cd (mg/kg)	Co (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	Fe (mg/kg)	Mn (mg/kg)	Ni (mg/kg)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)
SV-NP 1	1,19	0,58	0,58	0,25	0,53	1,55	15,44	1,18	0,79	1,09
SV-NP 2	0,71	0,51	0,47	0,18	0,57	1,21	7,43	1,09	0,80	0,96
SV-NP 3	2,31	0,45	0,39	0,14	0,58	1,19	6,49	1,02	0,99	1,35
moyenne ± ecartype	1,40 ± 0,82	0,51 ± 0,06	0,48 ± 0,09	0,19 ± 0,06	0,56 ± 0,02	1,31 ± 0,20	9,79 ± 4,92	1,10 ± 0,08	0,86 ± 0,11	1,13 ± 0,20
SV-P 1	2,36	0,44	0,44	0,13	0,54	1,26	14,94	1,02	0,85	1,17
SV-P 2	1,65	0,43	0,80	0,12	0,48	1,29	43,06	1,05	0,82	1,09
SV-P 3	1,98	0,44	0,48	0,13	0,53	1,26	19,51	1,03	0,89	1,17
moyenne ± ecartype	2,00 ± 0,36	0,44 ± 0,01	0,57 ± 0,20	0,12 ± 0,01	0,51 ± 0,03	1,27 ± 0,01	25,84 ± 15,09	1,03 ± 0,02	0,85 ± 0,04	1,14 ± 0,04
SF-NP 1	8,77	0,44	0,48	0,12	0,45	1,13	24,61	0,63	0,75	1,09
SF-NP 2	8,61	0,44	0,46	0,12	0,48	1,19	24,78	0,64	0,77	1,05
SF-NP 3	8,45	0,43	0,47	0,11	0,47	1,29	26,72	0,645	0,79	1,13
moyenne ± ecartype	8,61 ± 0,16	0,44 ± 0,00	0,47 ± 0,01	0,11 ± 0,00	0,47 ± 0,02	1,20 ± 0,08	25,57 ± 1,17	0,64 ± 0,01	0,77 ± 0,02	1,09 ± 0,04
SF-P 1	4,37	0,43	0,89	0,11	0,42	5,95	62,54	0,67	0,75	0,96
SF-P 2	4,34	0,43	0,89	0,11	0,435	4,18	57,165	0,665	0,72	1,1
SF-P 3	4,31	0,43	0,89	0,11	0,45	2,41	51,79	0,66	0,69	1,24
moyenne ± ecartype	4,34 ± 0,03	0,43 ± 0,00	0,89 ± 0,00	0,11 ± 0,00	0,43 ± 0,02	4,18 ± 1,77	57,17 ± 5,38	0,67 ± 0,01	0,72 ± 0,03	1,10 ± 0,14
SV-NP+Cl 1	1,94	1,66	0,55	0,11	3,65	1,44	24,78	1,32	0,68	1,09
SV-NP+Cl 2	2,40	1,62	0,53	0,15	3,97	1,46	21,8	1,28	0,89	1,28
SV-NP+Cl 3	0,81	1,61	0,49	0,13	3,08	1,33	21,28	1,345	0,74	1,28
moyenne ± ecartype	1,71 ± 0,82	1,63 ± 0,03	0,52 ± 0,03	0,13 ± 0,02	3,57 ± 0,45	1,41 ± 0,07	22,62 ± 1,89	1,2 ± 0,03	0,77 ± 0,11	1,22 ± 0,11
SV-P+Cl 1	1,15	1,65	0,41	0,13	3,57	1,07	12,97	1,18	0,81	1,05
SV-P+Cl 2	0,89	1,53	0,43	0,12	2,93	1,04	15,15	1,04	0,61	0,97
SV-P+Cl 3	0,77	1,69	0,42	0,12	3,74	1,11	10,37	1,035	0,59	1,03
moyenne ± ecartype	0,94 ± 0,19	1,63 ± 0,08	0,42 ± 0,01	0,13 ± 0,01	3,41 ± 0,43	1,07 ± 0,04	12,83 ± 2,39	1,15 ± 0,10	0,67 ± 0,12	1,02 ± 0,04
SF-NP+Cl 1	6,37	1,80	0,75	0,12	27,63	1,38	40,59	0,72	0,78	1,19
SF-NP+Cl 2	7,68	2,00	0,78	0,12	32,13	1,29	45,12	0,68	0,59	1,05
SF-NP+Cl 3	7,74	1,91	0,77	0,12	28,39	1,28	45,00	0,77	0,67	1,19
moyenne ± ecartype	7,27 ± 0,77	1,90 ± 0,10	0,77 ± 0,02	0,12 ± 0,00	29,39 ± 2,41	1,32 ± 0,05	43,57 ± 2,58	0,73 ± 0,05	0,68 ± 0,10	1,14 ± 0,08
SF-P+Cl 1	9,53	1,53	0,47	0,17	27,64	1,34	18,46	0,68	0,62	1,03
SF-P+Cl 2	9,15	1,27	0,63	0,12	24,67	1,36	28,61	0,71	0,78	1,12
SF-P+Cl 3	2,52	1,15	0,45	0,16	4,39	2,55	15,59	0,69	1,09	1,39
moyenne ± ecartype	7,06 ± 3,94	1,32 ± 0,19	0,52 ± 0,10	0,15 ± 0,03	18,90 ± 12,65	1,75 ± 0,69	20,88 ± 6,84	0,69 ± 0,02	0,83 ± 0,24	1,18 ± 0,18
SV-NP+Cl 1	2,76	8,36	1,19	0,13	58,57	1,23	56,93	1,66	1,09	1,40
SV-NP+Cl 2	1,95	8,22	1,11	0,11	68,39	1,07	50,74	1,56	0,69	1,22
SV-NP+Cl 3	1,97	8,73	1,25	0,12	90,14	1,46	56,61	1,57	0,82	1,41
moyenne ± ecartype	2,23 ± 0,46	8,44 ± 0,26	1,18 ± 0,07	0,12 ± 0,01	72,37 ± 16,16	1,26 ± 0,19	54,76 ± 3,48	1,60 ± 0,06	0,86 ± 0,21	1,34 ± 0,11
SV-P+Cl 1	1,63	8,60	0,88	0,11	94,46	1,09	40,51	1,50	1,15	2,23
SV-P+Cl 2	1,85	9,16	1,17	0,14	124,99	1,28	52,33	1,50	0,91	1,68
SV-P+Cl 3	2,04	8,29	0,89	0,09	105,68	1,32	37,15	1,45	0,99	1,73
moyenne ± ecartype	1,84 ± 0,21	8,67 ± 0,44	0,98 ± 0,16	0,11 ± 0,02	108,36 ± 15,44	1,23 ± 0,12	43,33 ± 7,97	1,49 ± 0,03	1,02 ± 0,12	1,88 ± 0,30
SF-NP+Cl 1	9,50	9,33	1,33	0,11	288,36	1,34	64,61	0,74	0,65	1,82
SF-NP+Cl 2	12,35	9,42	1,34	0,10	268,39	2,50	65,95	0,69	0,62	1,76
SF-NP+Cl 3	12,33	9,315	1,28	0,11	270,63	2,66	63,17	0,75	0,70	2,25
moyenne ± ecartype	11,59 ± 1,64	9,36 ± 0,06	1,32 ± 0,03	0,11 ± 0,01	265,80 ± 6,54	2,17 ± 0,72	64,58 ± 1,39	0,73 ± 0,03	0,66 ± 0,04	1,94 ± 0,27
SF-P+Cl 1	10,53	7,17	0,93	0,11	208,45	1,05	39,97	0,69	0,73	2,09
SF-P+Cl 2	8,88	5,88	0,93	0,11	187,31	1,21	40,75	0,72	0,68	2,20
SF-P+Cl 3	6,56	4,87	0,96	0,105	152,47	1,17	36,92	0,67	0,62	1,92
moyenne ± ecartype	8,66 ± 2,00	5,98 ± 1,15	0,94 ± 0,02	0,11 ± 0,00	182,75 ± 28,27	1,14 ± 0,08	39,22 ± 2,02	0,70 ± 0,03	0,68 ± 0,06	2,07 ± 0,14

LQ = 0,25 mg kg⁻¹ sol.

Annexes

Annexe A4-9.3 : Teneur en éléments minéraux extractibles au MgCl₂ dans les sols 6 mois après application de Cu et Cd.

Sols	Al (µg/g)	Cd (µg/g)	Co (µg/g)	Cr (µg/g)	Cu (µg/g)	Fe (µg/g)	Mn (µg/g)	Ni (µg/g)	Pb (µg/g)	Zn (µg/g)
SV-NP 1	2,10	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,85	17,15	0,50	<LQ	1,25
SV-NP 2	2,45	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,95	14,60	0,45	<LQ	1,70
SV-NP 3	3,35	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,95	17,45	0,40	<LQ	1,75
moyenne ± ecartype	2,63 ± 0,64					0,92 ± 0,06	16,4 ± 1,57	0,45 ± 0,05		1,57 ± 0,28
SV-P 1	2,40	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,90	3,85	<LQ	<LQ	1,05
SV-P 2	2,55	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,90	4,45	<LQ	<LQ	1,00
SV-P 3	2,00	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,75	3,35	<LQ	<LQ	1,30
moyenne ± ecartype	2,32 ± 0,28					0,85 ± 0,09	3,88 ± 0,55			1,11 ± 0,16
SF-NP 1	6,90	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,80	35,40	<LQ	<LQ	1,40
SF-NP 2	9,95	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,75	29,25	<LQ	<LQ	2,00
SF-NP 3	9,45	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	1,40	29,80	<LQ	<LQ	2,00
moyenne ± ecartype	8,77 ± 1,64					0,98 ± 0,36	31,48 ± 3,40			1,8 ± 0,35
SF-P 1	7,20	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	1,00	13,65	<LQ	<LQ	1,20
SF-P 2	8,70	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	1,75	17,30	<LQ	<LQ	1,90
SF-P 3	1,70	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ	0,55	1,80	<LQ	<LQ	1,75
moyenne ± ecartype	5,87 ± 3,69					1,1 ± 0,61	10,92 ± 8,10			1,62 ± 0,37
SV-NP + C1 1	2,70	2,55	<LQ	<LQ	6,85	1,00	34,90	0,70	<LQ	1,60
SV-NP + C1 2	2,80	2,30	<LQ	<LQ	5,05	0,95	31,65	0,75	<LQ	2,10
SV-NP + C1 3	1,90	2,45	<LQ	<LQ	5,40	0,75	32,60	0,70	<LQ	1,45
moyenne ± ecartype	2,47 ± 0,49	2,43 ± 0,13			5,77 ± 0,95	0,9 ± 0,13	33,05 ± 1,67	0,72 ± 0,03		1,72 ± 0,34
SV-P + C1 1	1,50	2,45	<LQ	<LQ	4,05	0,90	29,40	<LQ	<LQ	1,35
SV-P + C1 2	2,40	2,10	<LQ	<LQ	2,65	0,75	22,00	<LQ	<LQ	1,20
SV-P + C1 3	1,90	2,40	<LQ	<LQ	3,90	0,90	23,55	<LQ	<LQ	1,25
moyenne ± ecartype	1,93 ± 0,45	2,32 ± 0,19			3,53 ± 0,77	0,85 ± 0,09	24,99 ± 3,90			1,27 ± 0,08
SF-NP + C1 1	7,50	2,60	1,95	<LQ	24,05	1,10	47,50	<LQ	<LQ	1,45
SF-NP + C1 2	7,15	3,05	2,15	<LQ	31,65	0,80	57,00	<LQ	<LQ	1,45
SF-NP + C1 3	8,30	2,90	2,00	<LQ	26,55	1,30	55,00	<LQ	<LQ	1,30
moyenne ± ecartype	7,65 ± 0,59	2,85 ± 0,23	2,03 ± 0,10		27,42 ± 3,87	1,07 ± 0,25	53,12 ± 5,01			1,4 ± 0,09
SF-P + C1 1	5,40	1,90	<LQ	<LQ	16,65	0,70	16,60	<LQ	<LQ	1,30
SF-P + C1 2	6,15	2,40	<LQ	<LQ	23,15	0,75	17,95	<LQ	<LQ	1,85
SF-P + C1 3	6,90	2,10	<LQ	<LQ	16,25	0,75	16,80	<LQ	<LQ	1,35
moyenne ± ecartype	6,15 ± 0,75	2,13 ± 0,25			18,68 ± 3,87	0,73 ± 0,03	17,12 ± 0,73			1,5 ± 0,30
SV-NP + C2 1	3,40	8,50	2,25	<LQ	56,50	1,10	63,00	1,10	<LQ	2,60
SV-NP + C2 2	3,15	10,25	2,80	<LQ	117,50	0,95	78,00	1,10	<LQ	2,30
SV-NP + C2 3	2,60	8,35	2,35	<LQ	71,00	1,05	61,00	0,90	<LQ	2,00
moyenne ± ecartype	3,05 ± 0,41	9,03 ± 1,06	2,47 ± 0,29		81,67 ± 31,87	1,03 ± 0,08	67,33 ± 9,29	1,03 ± 0,12		2,3 ± 0,30
SV-P + C2 1	2,15	7,40	2,00	<LQ	49,95	0,65	43,15	0,80	<LQ	1,55
SV-P + C2 2	2,60	6,85	1,90	<LQ	41,45	0,80	38,45	0,80	<LQ	2,10
SV-P + C2 3	4,00	5,45	1,80	<LQ	35,70	1,10	30,95	0,70	<LQ	2,20
moyenne ± ecartype	2,92 ± 0,96	6,57 ± 1,01	1,9 ± 0,10		42,37 ± 7,17	0,85 ± 0,23	37,52 ± 6,15	0,77 ± 0,06		1,95 ± 0,35
SF-NP + C2 1	10,95	9,65	2,35	<LQ	231,50	1,25	60,00	<LQ	<LQ	2,20
SF-NP + C2 2	9,65	9,00	2,40	<LQ	219,00	2,00	61,50	<LQ	<LQ	1,75
SF-NP + C2 3	10,55	9,30	2,40	<LQ	227,00	1,70	63,00	<LQ	<LQ	2,00
moyenne ± ecartype	10,38 ± 0,67	9,32 ± 0,33	2,38 ± 0,03		225,83 ± 6,33	1,65 ± 0,38	61,5 ± 1,50			1,98 ± 0,23
SF-P + C2 1	8,55	5,85	1,95	<LQ	140,00	1,40	34,70	<LQ	<LQ	1,90
SF-P + C2 2	9,40	6,10	2,15	<LQ	155,00	1,25	45,00	<LQ	<LQ	2,10
SF-P + C2 3	5,50	4,30	1,85	<LQ	125,50	1,15	27,90	<LQ	<LQ	1,75
moyenne ± ecartype	7,82 ± 2,05	5,42 ± 0,98	1,98 ± 0,15		140,17 ± 14,75	1,27 ± 0,13	35,87 ± 8,61			1,92 ± 0,18

LQ = 0,25 mg kg⁻¹ sol.

Annexes

Annexe 4-10 : Teneurs en éléments minéraux majeurs et traces dans les parties aériennes et racines du végétal en fonction du temps et à différentes concentrations de Cu et Cd appliquées (C1 = 100 mg Cu kg⁻¹ + 2 mg Cd kg⁻¹ et C2 = 500 mg Cu kg⁻¹ + 10 mg Cd kg⁻¹).**Annexe A4-10.1 : Teneurs en éléments minéraux majeurs et traces dans les feuilles du végétal à T0 mois après apport de Cu et Cd.**

Noms échantillons	Al (mg/kg)	Cd (mg/kg)	Co (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	Fe (mg/kg)	Mn (mg/kg)	Ni (mg/kg)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)
SV - P 1	202,58	< LQ	< LQ	151,20	5,06	729,89	84,84	85,86	< LQ	40,08
SV - P 2	237,25	< LQ	0,77	130,00	4,55	666,71	146,25	65,13	1,31	25,38
SV - P 3	224,91	< LQ	1,34	135,00	4,04	709,11	74,63	79,75	1,04	22,00
moyenne ± écartype	221,58 ± 17,57	0,70	0,70	138,73 ± 11,08	4,55 ± 0,51	701,90 ± 32,20	101,90 ± 38,74	76,91 ± 10,66	0,78	29,15 ± 9,61
SF - P 1	181,10	< LQ	< LQ	115,89	4,46	558,33	270,60	67,61	< LQ	20,79
SF - P 2	150,96	< LQ	1,73	182,50	3,88	791,45	478,75	102,63	1,69	14,38
SF - P 3	133,38	< LQ	0,73	73,63	3,65	371,76	432,50	40,50	1,51	19,13
moyenne ± écartype	155,15 ± 24,13	0,82	0,82	124,00 ± 54,89	4,00 ± 0,42	573,85 ± 210,28	393,95 ± 109,30	70,25 ± 31,15	1,07	18,10 ± 3,33
SV - P + C1 1	392,85	< LQ	< LQ	208,10	26,53	1082,33	126,63	109,86	< LQ	27,59
SV - P + C1 2	81,83	< LQ	< LQ	71,86	4,81	384,36	71,10	39,23	< LQ	38,86
SV - P + C1 3	126,38	< LQ	0,79	79,13	15,50	425,06	75,25	45,38	2,20	50,25
SV - P + C1 4	146,41	< LQ	1,02	157,50	20,13	721,45	138,75	86,50	1,33	22,50
moyenne ± écartype	186,87 ± 139,95	0,60	0,60	129,15 ± 65,37	16,74 ± 9,15	653,30 ± 323,07	102,93 ± 34,76	70,24 ± 33,74	1,18	34,80 ± 12,36
SF - P + C1 1	188,68	< LQ	< LQ	248,45	23,88	1173,85	342,50	136,73	< LQ	46,10
SF - P + C1 3	107,24	< LQ	< LQ	106,15	19,48	486,79	266,88	54,45	< LQ	24,84
moyenne ± écartype	147,96			177,30	21,68	830,32	304,69	95,59		35,47
SV - P + C2 1	123,24	< LQ	1,09	146,25	19,00	691,35	51,00	87,00	1,28	33,00
SV - P + C2 2	180,75	< LQ	1,51	147,50	34,38	692,96	75,88	85,88	1,66	33,63
SV - P + C2 3	109,97	< LQ	1,02	142,50	14,75	649,70	89,63	81,13	1,89	28,13
moyenne ± écartype	137,99 ± 37,62	1,21 ± 0,27	1,21 ± 0,27	145,42 ± 2,60	22,71 ± 10,32	678,00 ± 24,53	72,17 ± 19,58	84,67 ± 3,12	1,61 ± 0,31	31,58 ± 3,01
SF - P + C2 1	72,48	4,59	0,58	56,88	187,50	279,05	280,00	31,25	1,15	18,38
SF - P + C2 2	415,03	5,15	0,95	96,25	175,00	445,68	372,50	51,00	2,85	17,00
SF - P + C2 3	404,68	3,59	1,41	210,00	168,75	1025,60	251,25	113,00	1,53	38,38
moyenne ± écartype	297,39 ± 194,85	4,44 ± 0,79	0,98 ± 0,42	121,04 ± 79,52	177,08 ± 9,55	583,45 ± 391,88	301,25 ± 63,36	65,08 ± 42,66	1,84 ± 0,89	24,58 ± 11,96

LQ = 0,63 mg kg⁻¹ sol.

Annexes

Annexe A4-10.2 : Teneurs en éléments minéraux majeurs et traces dans les racines du végétar à T0 mois après apport de Cu et Cd,

Echantillons	Al (mg/kg)	Cd (mg/kg)	Co (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	Fe (mg/kg)	Mn (mg/kg)	Ni (mg/kg)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)
SV - P 1	5318,53	< LQ	< LQ	8,65	8,53	3577,78	61,44	5,76	< LQ	16,90
SV - P 2	4263,78	< LQ	1,75	8,13	12,24	3361,02	71,63	5,71	5,93	21,00
SV - P 3	3990,52	< LQ	1,51	7,20	14,25	3018,88	54,75	5,16	4,73	47,00
moyenne ± ecartype	4524,27 ± 701,28		1,09	7,99 ± 0,73	11,67 ± 2,90	3319,22 ± 281,78	62,60 ± 8,50	5,55 ± 0,33	3,55	28,30 ± 16,32
SF - P 1	4939,53	< LQ	< LQ	5,23	6,51	2129,43	185,55	2,63	< LQ	32,11
SF - P 2	2238,83	< LQ	2,24	3,38	6,33	1681,43	233,75	3,64	4,21	35,00
SF - P 3	2676,06	< LQ	1,29	4,03	7,98	1433,94	166,25	3,50	3,73	43,88
moyenne ± ecartype	3284,80 ± 1449,61		1,18	4,21 ± 0,94	6,94 ± 0,90	1748,26 ± 352,53	195,18 ± 34,77	3,25 ± 0,55	2,65	37,00 ± 6,13
SV - P + C1 1	2108,36	< LQ	< LQ	3,21	29,58	1327,11	41,55	3,38	< LQ	14,85
SV - P + C1 2	2565,58	< LQ	< LQ	3,81	51,51	1603,00	46,91	2,86	< LQ	27,79
SV - P + C1 3	1453,91	2,98	0,91	2,64	124,88	1272,26	33,38	3,98	2,11	37,38
SV - P + C1 4	2662,21	3,31	1,81	4,98	181,25	2583,56	97,75	4,73	2,75	15,00
moyenne ± ecartype	2197,52 ± 551,45	1,57	0,68	3,66 ± 1,00	96,80 ± 69,50	1696,48 ± 608,83	54,90 ± 29,11	3,73 ± 0,80	1,22	23,75 ± 10,92
SF - P + C1 1	2942,94	< LQ	< LQ	3,74	231,88	1732,19	139,10	2,05	< LQ	21,49
SF - P + C1 3	1967,60	< LQ	< LQ	2,25	190,76	912,63	78,33	1,51	< LQ	12,90
moyenne ± ecartype	2455,27			2,99	211,32	1322,41	108,71	1,78		17,19
SV - P + C2 1	1434,87	13,00	1,59	2,33	597,50	1095,69	54,50	4,76	2,51	21,00
SV - P + C2 2	2977,78	9,64	1,29	5,05	525,00	2383,17	44,88	5,00	3,73	20,00
SV - P + C2 3	2301,40	5,16	1,00	3,95	267,50	1891,69	50,63	4,00	2,96	42,25
moyenne ± ecartype	2238,02 ± 773,41	9,27 ± 3,93	1,29 ± 0,29	3,78 ± 1,37	463,33 ± 173,43	1790,19 ± 649,71	50,00 ± 4,84	4,59 ± 0,52	3,07 ± 0,61	27,75 ± 12,57
SF - P + C2 1	2761,71	25,25	1,56	4,98	1450,00	2580,44	127,50	5,20	3,88	63,38
SF - P + C2 2	2838,02	35,88	2,25	4,93	2025,00	2595,96	173,75	9,11	9,86	46,00
SF - P + C2 3	1954,19	7,89	1,00	2,63	403,75	1196,51	119,25	2,83	3,76	41,50
moyenne ± ecartype	2517,97 ± 489,74	23,00 ± 14,13	1,61 ± 0,62	4,18 ± 1,34	1292,92 ± 821,10	2124,31 ± 803,53	140,17 ± 29,38	5,71 ± 3,17	5,83 ± 3,49	50,29 ± 11,55

LQ = 0,63 mg kg⁻¹ sol.

Annexes

Annexe A4-10.3 : Teneurs en éléments minéraux majeurs et traces dans les feuilles du végétif à T3 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Al (mg/kg)	Cd (mg/kg)	Co (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	Fe (mg/kg)	Mn (mg/kg)	Ni (mg/kg)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)
SV - P 1	145,95	< LQ	0,68	124,76	8,61	582,94	83,03	60,38	1,13	17,96
SV - P 2	312,69	< LQ	0,86	147,38	5,10	758,35	147,48	72,78	1,25	10,60
SV - P 3	302,01	< LQ	1,14	226,18	6,19	1013,69	144,60	104,10	0,91	14,36
moyenne ± ecartype	253,55 ± 93,34		0,89 ± 0,23	166,10 ± 53,24	6,63 ± 1,80	784,99 ± 216,61	125,03 ± 36,41	79,08 ± 22,53	1,10 ± 0,17	14,31 ± 3,68
SF - P 1	80,16	< LQ	1,01	216,49	5,18	815,21	653,45	96,21	0,76	12,25
SF - P 2	86,85	< LQ	0,95	184,72	4,76	708,43	603,60	84,92	0,59	12,57
SF - P 3	93,53	< LQ	0,88	152,94	4,33	601,65	553,74	73,63	0,41	12,88
moyenne ± ecartype	86,84 ± 6,68		0,94 ± 0,07	184,71 ± 31,78	4,75 ± 0,43	708,43 ± 106,78	603,59 ± 49,86	84,92 ± 11,29	0,59 ± 0,17	12,56 ± 0,32
SV - P + C1 1	96,99	0,86	0,56	93,89	12,21	392,50	77,45	45,81	0,95	25,09
SV - P + C1 2	175,78	2,53	0,91	134,71	36,46	566,54	148,60	72,38	12,79	20,31
SV - P + C1 3	160,01	1,20	0,93	174,74	20,76	743,89	84,80	85,76	4,49	25,59
moyenne ± ecartype	144,26 ± 41,69	1,53 ± 0,88	0,80 ± 0,21	134,45 ± 10,43	23,15 ± 12,30	567,64 ± 175,70	103,62 ± 39,13	67,98 ± 20,33	6,08 ± 6,08	23,66 ± 2,91
SF - P + C1 1	179,95	25,13	2,61	269,46	416,34	1031,51	298,03	129,69	2,13	28,78
SF - P + C1 2	116,80	11,21	0,80	65,40	181,00	316,25	492,60	34,36	2,03	19,66
SF - P + C1 3	137,78	30,14	1,45	64,15	398,16	286,43	486,70	31,65	1,01	39,30
moyenne ± ecartype	144,84 ± 32,16	22,16 ± 9,81	1,62 ± 0,92	133,00 ± 118,18	331,83 ± 130,94	544,73 ± 421,83	425,78 ± 110,67	65,23 ± 55,84	1,72 ± 0,62	29,25 ± 9,83
SV - P + C2 1	106,38	10,26	0,73	87,96	111,15	386,46	162,50	42,63	0,88	16,83
SV - P + C2 2	87,03	4,90	0,69	107,44	102,09	435,94	178,08	53,50	1,25	14,95
SV - P + C2 3	144,51	21,33	1,23	99,30	289,53	492,09	136,19	48,80	1,26	21,84
moyenne ± ecartype	112,64 ± 29,25	12,16 ± 8,38	0,88 ± 0,30	98,78 ± 9,78	167,59 ± 105,70	438,16 ± 52,85	158,92 ± 21,17	48,31 ± 5,45	1,13 ± 0,22	17,87 ± 3,56
SF - P + C2 1	95,64	172,04	6,70	69,29	4654,30	290,71	683,34	36,16	1,21	47,30
SF - P + C2 2	197,24	314,33	12,20	86,94	8657,41	356,98	1107,66	44,90	0,95	74,76
SF - P + C2 3	133,60	158,94	4,91	60,68	4564,13	260,85	770,65	30,76	1,18	57,26
moyenne ± ecartype	142,16 ± 51,34	215,10 ± 86,18	7,94 ± 3,80	72,30 ± 13,39	5958,61 ± 2337,66	302,85 ± 49,20	853,88 ± 224,07	37,28 ± 7,13	1,11 ± 0,14	59,78 ± 13,90

LQ = 0,63 mg kg⁻¹ sol.

Annexes

Annexe A4-10.4 : Teneurs en éléments minéraux majeurs et traces dans les racines du végétar à T3 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Al (mg/kg)	Cd (mg/kg)	Co (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	Fe (mg/kg)	Mn (mg/kg)	Ni (mg/kg)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)
SV - P 1	4695,80	< LQ	2,13	12,91	12,23	4505,16	90,93	7,01	4,28	48,71
SV - P 2	8542,84	< LQ	3,79	17,14	13,51	7650,45	179,98	11,89	6,74	17,76
SV - P 3	4088,60	< LQ	1,68	8,35	10,23	3100,68	104,33	5,20	2,49	15,55
moyenne ± ecartype	5775,75 ± 2415,53		2,53 ± 1,11	12,80 ± 4,39	11,99 ± 1,66	5085,43 ± 2329,73	125,08 ± 48,01	3,46 ± 3,46	4,50 ± 2,13	27,34 ± 18,54
SF - P 1	2917,86	< LQ	2,39	3,23	9,43	2070,85	260,69	3,55	3,15	21,01
SF - P 2	2853,44	< LQ	2,68	4,44	8,57	2672,19	255,40	3,24	3,41	26,05
SF - P 3	2789,01	< LQ	2,96	5,65	7,70	3273,53	250,11	2,93	3,66	31,09
moyenne ± ecartype	2853,44 ± 64,42		2,68 ± 0,29	4,44 ± 1,21	8,56 ± 0,86	2672,19 ± 601,34	255,40 ± 5,29	3,24 ± 0,31	3,41 ± 0,255	26,05 ± 5,04
SV - P + C1 1	3176,40	3,45	1,16	5,88	56,55	2001,06	63,43	6,75	2,04	20,64
SV - P + C1 2	3788,09	5,66	3,16	5,58	168,66	2309,73	259,04	5,23	2,94	29,94
SV - P + C1 3	1805,89	4,55	0,70	2,71	210,36	1044,80	50,10	3,21	2,30	25,91
moyenne ± ecartype	2923,46 ± 1015,02	4,55 ± 1,11	1,68 ± 1,31	4,72 ± 1,75	145,19 ± 79,55	1785,20 ± 659,51	124,19 ± 116,97	5,06 ± 1,77	2,43 ± 0,46	25,50 ± 4,66
SF - P + C1 1	2768,61	13,20	1,46	3,05	462,75	1288,05	113,44	2,70	2,11	19,98
SF - P + C1 2	4348,44	16,59	2,98	4,94	755,39	2780,16	213,34	4,25	3,79	24,20
SF - P + C1 3	1537,23	17,68	2,14	1,83	910,78	937,90	209,94	2,26	1,49	30,43
moyenne ± ecartype	2884,76 ± 1409,20	15,82 ± 2,33	2,19 ± 0,76	3,27 ± 1,57	709,64 ± 227,49	1668,70 ± 978,34	178,90 ± 56,72	3,07 ± 1,04	2,46 ± 1,19	24,87 ± 5,26
SV - P + C2 1	2295,96	26,10	2,24	3,88	1039,30	1488,41	104,11	4,13	1,48	24,99
SV - P + C2 2	2777,80	16,09	1,39	4,50	1008,20	1746,71	85,39	3,44	1,75	21,40
SV - P + C2 3	2498,11	20,64	1,79	4,04	1237,31	1592,75	79,05	3,85	1,33	58,39
moyenne ± ecartype	2523,96 ± 241,96	20,94 ± 4,01	1,80 ± 0,43	4,14 ± 0,32	1094,94 ± 124,28	1609,29 ± 129,94	89,52 ± 13,03	3,80 ± 0,35	1,52 ± 0,22	34,93 ± 20,40
SF - P + C2 1	2218,26	46,64	2,06	2,50	2486,84	1020,31	191,90	3,30	1,76	23,68
SF - P + C2 2	2830,03	48,39	2,36	3,13	2248,16	1274,05	225,16	3,63	2,09	20,01
SF - P + C2 3	1552,49	25,81	2,00	1,73	2120,75	710,20	190,18	1,58	1,61	18,98
moyenne ± ecartype	2200,49 ± 638,96	40,28 ± 12,56	2,14 ± 0,19	2,45 ± 0,70	2285,25 ± 185,84	1001,52 ± 282,39	202,41 ± 19,72	2,83 ± 1,10	1,82 ± 0,24	20,89 ± 2,47

LQ = 0,63 mg kg⁻¹ sol.

Annexes

Annexe A4-10.5 : Teneurs en éléments minéraux majeurs et traces dans les feuilles du vétiver à T6 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Al (µg/g)	Cd (µg/g)	Co (µg/g)	Cr (µg/g)	Cu (µg/g)	Fe (µg/g)	Mn (µg/g)	Ni (µg/g)	Pb (µg/g)	Zn (µg/g)
SV-P 1	102,00	< LQ	2,38	288,75	5,88	1192,50	157,50	162,50	1,00	9,50
SV-P 2	285,00	< LQ	5,63	550,00	8,00	2312,50	151,25	315,00	1,38	13,00
SV-P 3	343,75	< LQ	3,88	526,25	9,25	2262,50	283,75	302,50	1,50	20,25
Moyenne ± Ecartype	343,58 ± 126,08		3,96 ± 1,63	455,00 ± 144,47	7,71 ± 1,71	1922,5 ± 632,69	197,50 ± 74,76	260,0 ± 84,67	1,29 ± 0,26	14,25 ± 5,48
SF-P 1	200,00	< LQ	3,50	505,00	7,75	2012,50	696,25	286,25	1,63	14,00
SF-P 2	99,63	< LQ	1,88	217,50	4,63	878,75	696,25	122,00	1,13	8,75
SF-P 3	149,81	< LQ	2,69	361,25	6,19	1443,53	696,25	204,13	1,38	11,38
Moyenne ± Ecartype	149,81 ± 70,98		2,69 ± 1,15	361,25 ± 203,29	6,19 ± 2,21	1445,53 ± 801,68	696,25 ± 0,00	204,13 ± 116,14	1,38 ± 0,35	11,38 ± 3,71
SV-P-C1 1	128,75	3,25	2,63	350,00	62,25	1425,00	288,75	198,75	0,88	18,25
SV-P-C1 2	152,50	1,75	1,63	141,25	37,50	702,50	281,25	79,75	0,75	34,88
SV-P-C1 3	137,50	1,75	1,75	191,25	32,50	843,75	282,50	102,13	0,88	15,38
Moyenne ± Ecartype	139,58 ± 12,01	2,25 ± 0,87	2,00 ± 0,54	227,50 ± 108,99	44,08 ± 15,93	990,42 ± 382,93	284,17 ± 4,02	126,88 ± 63,24	0,83 ± 0,07	22,83 ± 10,53
SF-P-C1 1	229,40	21,60	2,00	217,50	304,90	900,00	338,75	123,00	1,00	34,00
SF-P-C1 3	161,25	32,50	4,38	348,75	400,00	1437,50	533,75	193,75	0,88	45,38
SF-P-C1 5	297,50	9,75	1,88	171,25	211,25	820,00	287,50	88,38	1,00	21,00
Moyenne ± Ecartype	229,38 ± 68,13	21,28 ± 11,38	2,75 ± 1,41	245,83 ± 92,08	305,38 ± 94,38	1052,5 ± 335,81	386,67 ± 129,93	135,04 ± 53,71	0,96 ± 0,07	33,46 ± 12,20
SV-P-C2 1	160,00	103,88	4,50	242,50	1425,00	1051,25	321,25	138,75	1,13	29,75
SV-P-C2 2	114,75	71,63	4,13	150,00	1450,00	647,50	218,75	85,13	1,25	27,38
SV-P-C2 3	54,25	103,38	4,63	146,25	1837,50	601,25	247,50	83,38	0,75	34,25
Moyenne ± Ecartype	109,67 ± 53,06	92,96 ± 18,48	4,42 ± 0,26	179,58 ± 54,52	1570,83 ± 231,28	766,67 ± 247,54	262,50 ± 52,87	102,42 ± 31,38	1,04 ± 0,26	30,46 ± 3,49
SF-P-C2 1	322,50	268,75	13,38	261,25	7087,50	1191,25	1240,00	148,75	1,50	59,13
SF-P-C2 2	230,00	397,50	20,75	83,75	9937,50	436,25	1525,00	49,38	1,25	104,50
SF-P-C2 3	192,50	192,50	8,75	187,50	5250,00	820,00	618,75	104,38	1,00	62,38
Moyenne ± Ecartype	248,33 ± 66,91	286,25 ± 103,61	14,29 ± 6,05	177,50 ± 89,17	7425,0 ± 2361,9	815,83 ± 377,52	1127,92 ± 463,41	100,83 ± 49,78	1,25 ± 0,25	75,33 ± 25,31

LQ = 0,63 mg kg⁻¹ sol.

Annexes

Annexe A4-10.6 : Teneurs en éléments minéraux majeurs et traces dans les racines du vétiver à T6 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Al (µg/g)	Cd (µg/g)	Co (µg/g)	Cr (µg/g)	Cu (µg/g)	Fe (µg/g)	Mn (µg/g)	Ni (µg/g)	Pb (µg/g)	Zn (µg/g)
SV-P 1	2487,50	<LQ	2,13	5,13	8,75	2912,50	103,63	3,63	3,00	20,13
SV-P 2	3650,00	<LQ	2,38	7,50	7,25	2837,50	67,50	4,50	3,00	12,63
SV-P 3	1950,00	<LQ	1,88	3,50	6,13	2112,50	61,50	2,63	1,50	16,63
Moyenne ± Ecartype	2695,83 ± 868,94		2,13 ± 0,25	5,38 ± 2,01	7,38 ± 1,32	2620,83 ± 441,82	77,54 ± 22,69	3,58 ± 0,94	2,50 ± 0,87	16,46 ± 3,75
SF-P 1	2237,50	<LQ	2,63	3,88	5,38	1600,00	238,75	1,75	2,25	25,25
SF-P 2	3275,00	<LQ	3,25	4,00	7,00	2537,50	226,25	2,38	3,25	30,63
SF-P 3	2756,25	<LQ	2,94	3,94	6,19	2068,75	232,5	2,06	2,75	27,94
Moyenne ± Ecartype	2756,25 ± 733,62		2,94 ± 0,44	3,94 ± 0,09	6,19 ± 1,15	2068,75 ± 662,91	232,50 ± 8,84	2,06 ± 0,44	2,75 ± 0,71	27,94 ± 3,80
SV-P-C1 1	2750,00	5,13	3,88	5,50	505,00	2850,00	158,75	4,38	2,63	22,88
SV-P-C1 2	2162,50	7,75	2,75	4,75	423,75	2787,50	150,00	3,50	2,25	20,63
SV-P-C1 3	1762,50	6,38	2,75	3,25	568,75	2100,00	146,25	2,88	2,00	28,63
Moyenne ± Ecartype	2225,0 ± 496,71	6,42 ± 1,31	3,13 ± 0,65	4,50 ± 1,15	499,17 ± 72,68	2579,17 ± 416,15	151,67 ± 6,41	3,58 ± 0,75	2,29 ± 0,31	24,04 ± 4,13
SF-P-C1 1	1238,75	18,13	2,25	1,63	546,25	920,00	172,50	1,50	2,13	19,38
SF-P-C1 3	1450,00	16,25	2,00	1,88	711,25	838,75	135,00	1,88	1,38	36,50
SF-P-C1 5	3025,00	10,25	3,00	3,75	655,00	2175,00	207,50	2,13	5,50	26,88
Moyenne ± Ecartype	1904,58 ± 976,04	14,88 ± 4,11	2,42 ± 0,52	2,42 ± 1,16	637,50 ± 83,88	1311,25 ± 749,13	171,67 ± 36,26	1,83 ± 0,31	3,00 ± 2,20	27,58 ± 8,58
SV-P-C2 1	2262,50	44,13	3,63	4,25	1512,50	1900,00	151,25	3,88	1,50	25,00
SV-P-C2 2	2875,00	12,00	2,88	9,38	1210,00	3150,00	85,13	4,13	2,13	12,63
SV-P-C2 3	3187,50	12,13	2,25	6,50	1612,50	2962,50	59,63	3,75	2,00	26,88
Moyenne ± Ecartype	2775,0 ± 470,54	22,75 ± 18,51	2,92 ± 0,69	6,71 ± 2,57	1445,0 ± 209,57	2670,83 ± 674,11	98,67 ± 47,29	3,92 ± 0,19	1,88 ± 0,33	21,50 ± 7,74
SF-P-C2 1	2025,00	26,38	2,13	2,75	1950,00	1137,50	147,50	1,75	1,88	12,38
SF-P-C2 2	1875,00	54,88	4,75	2,50	4112,50	921,25	322,50	2,25	1,88	30,63
SF-P-C2 3	2862,50	44,13	4,63	9,25	3112,50	3637,50	213,75	4,88	3,88	31,13
Moyenne ± Ecartype	2254,17 ± 532,14	41,79 ± 14,39	3,83 ± 1,48	4,83 ± 3,83	3058,33 ± 1082,27	1898,75 ± 1509,68	227,92 ± 88,36	2,96 ± 1,68	2,54 ± 1,15	24,71 ± 10,68

LQ = 0,63 mg kg⁻¹ sol.

Annexes

Annexe 4-11 : Facteur de bioconcentration des éléments majeurs et traces dans les parties racinaires du vétiver à T0, T3 et T6 mois.

Annexe A4-11.1 : Facteur de bioconcentration des éléments minéraux majeurs et traces dans les racines du vétiver à T0 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Al	Cd	Co	Cr	Cu	Fe	Mn	Ni	Pb	Zn
SV - P	0,09 ± 0,01	nd	nd	0,08 ± 0,01	0,25 ± 0,06	0,10 ± 0,02	0,09 ± 0,02	0,14 ± 0,02	0,27	0,61 ± 0,29
SF - P	0,19 ± 0,08	nd	nd	0,12 ± 0,03	0,61 ± 0,08	0,26 ± 0,04	1,27 ± 0,17	0,26 ± 0,07	0,20	1,44 ± 0,28
SV - P + C1	0,05 ± 0,01	0,79	nd	0,04 ± 0,02	0,71 ± 0,52	0,06 ± 0,03	0,09 ± 0,04	0,10 ± 0,02	0,07	0,46 ± 0,20
SF - P + C1	0,14	nd	nd	0,07	2,03	0,17	0,68	0,11	nd	0,62
SV - P + C2	0,04 ± 0,01	0,93 ± 0,39	nd	0,04 ± 0,02	0,90 ± 0,33	0,06 ± 0,02	0,08 ± 0,02	0,13 ± 0,02	0,19 ± 0,08	0,59 ± 0,30
SF - P + C2	0,14 ± 0,02	2,30 ± 1,41	nd	0,11 ± 0,03	3,12 ± 2,06	0,28 ± 0,09	0,86 ± 0,17	0,46 ± 0,29	0,54 ± 0,20	1,91 ± 0,57

nd : non déterminé

Annexe A4-11.2 : Facteur de bioconcentration des éléments minéraux majeurs et traces dans les racines du vétiver à T3 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Al	Cd	Co	Cr	Cu	Fe	Mn	Ni	Pb	Zn
SV - P	0,11 ± 0,05	nd	nd	0,14 ± 0,06	0,26 ± 0,05	0,16 ± 0,10	0,17 ± 0,03	0,21 ± 0,11	0,36 ± 0,23	0,60 ± 0,42
SF - P	0,17 ± 0,00	nd	nd	0,12 ± 0,03	0,75 ± 0,08	0,41 ± 0,12	1,66 ± 0,06	0,25 ± 0,02	0,27 ± 0,02	1,01 ± 0,20
SV - P + C1	0,05 ± 0,04	2,28 ± 0,55	nd	0,05 ± 0,02	1,06 ± 0,57	0,06 ± 0,02	0,16 ± 0,11	0,11 ± 0,05	0,14 ± 0,03	0,49 ± 0,09
SF - P + C1	0,16 ± 0,08	7,91 ± 1,17	nd	0,07 ± 0,03	6,84 ± 2,80	0,24 ± 0,13	1,18 ± 0,34	0,15 ± 0,07	0,19 ± 0,04	0,88 ± 0,11
SV - P + C2	0,05 ± 0,00	2,09 ± 0,50	nd	0,05 ± 0,00	2,14 ± 0,31	0,05 ± 0,00	0,15 ± 0,03	0,11 ± 0,01	0,09 ± 0,03	0,75 ± 0,48
SF - P + C2	0,12 ± 0,03	4,03 ± 1,26	nd	0,06 ± 0,02	5,42 ± 0,53	0,13 ± 0,04	1,25 ± 0,12	0,22 ± 0,09	0,18 ± 0,02	0,79 ± 0,15

Annexe A4-11.3 : Facteur de bioconcentration des éléments minéraux majeurs et traces dans les racines du vétiver à T6 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Al	Cd	Co	Cr	Cu	Fe	Mn	Ni	Pb	Zn
SV-P	0,05 ± 0,02	nd	nd	0,06 ± 0,02	0,16 ± 0,03	0,08 ± 0,02	0,11 ± 0,05	0,09 ± 0,03	0,19 ± 0,09	0,36 ± 0,08
SF-P	0,16 ± 0,03	nd	nd	0,11 ± 0,00	0,54 ± 0,12	0,32 ± 0,08	1,52 ± 0,09	0,16 ± 0,04	0,22 ± 0,04	1,08 ± 0,04
SV-P-C1	0,05 ± 0,01	3,21 ± 0,66	nd	0,04 ± 0,01	3,62 ± 0,38	0,09 ± 0,02	0,24 ± 0,02	0,10 ± 0,02	0,13 ± 0,02	0,47 ± 0,17
SF-P-C1	0,10 ± 0,04	7,44 ± 2,06	nd	0,03 ± 0,02	5,72 ± 1,49	0,17 ± 0,09	1,00 ± 0,16	0,11 ± 0,02	0,24 ± 0,19	0,98 ± 0,21
SV-P-C2	0,05 ± 0,01	2,28 ± 1,85	nd	0,08 ± 0,03	2,83 ± 0,53	0,12 ± 0,03	0,16 ± 0,09	0,11 ± 0,00	0,12 ± 0,05	0,46 ± 0,18
SF-P-C2	0,13 ± 0,04	4,18 ± 1,44	nd	0,13 ± 0,11	7,29 ± 2,80	0,27 ± 0,25	1,41 ± 0,55	0,24 ± 0,14	0,26 ± 0,15	0,91 ± 0,37

Annexes

Annexe 4-12 : Facteur de translocation des éléments majeurs et traces dans le vétiver à T0, T3 et T6 mois après apport de Cu et Cd.

Annexe A4-12.1 : Facteur de translocation des éléments minéraux majeurs et traces chez le vétiver à T0 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Al	Cd	Co	Cr	Cu	Fe	Mn	Ni	Pb	Zn
SV - P	0,05 ± 0,01	nd	0,44 ± 0,44	17,41 ± 1,38	0,42 ± 0,16	0,21 ± 0,02	1,60 ± 0,39	13,92 ± 2,20	0,15 ± 0,13	1,35 ± 0,96
SF - P	0,05 ± 0,02	nd	0,45 ± 0,40	31,47 ± 19,60	0,59 ± 0,12	0,33 ± 0,12	2,04 ± 0,57	21,82 ± 8,97	0,27 ± 0,23	0,50 ± 0,13
SV - P + C1	0,09 ± 0,07	nd	0,36 ± 0,43	36,32 ± 19,83	0,31 ± 0,39	0,42 ± 0,27	2,06 ± 0,76	18,98 ± 9,46	0,38 ± 0,50	1,53 ± 0,23
SF - P + C1	0,06	nd	nd	56,80	0,10	0,61	2,93	51,38	nd	2,04
SV - P + C2	0,06 ± 0,02	nd	0,96 ± 0,25	42,68 ± 17,73	0,05 ± 0,02	0,42 ± 0,18	1,47 ± 0,46	18,58 ± 1,58	0,53 ± 0,10	1,31 ± 0,56
SF - P + C2	0,13 ± 0,09	0,26 ± 0,17	0,73 ± 0,59	36,93 ± 37,39	0,21 ± 0,18	0,38 ± 0,42	2,15 ± 0,04	17,18 ± 19,70	0,33 ± 0,07	0,53 ± 0,35

nd : non déterminé

Annexe A4-12.2 : Facteur de translocation des éléments minéraux majeurs et traces chez le vétiver à T3 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Al	Cd	Co	Cr	Cu	Fe	Mn	Ni	Pb	Zn
SV - P	0,05 ± 0,02	nd	0,41 ± 0,24	15,12 ± 10,38	0,56 ± 0,17	0,19 ± 0,12	1,04 ± 0,30	11,58 ± 1,41	0,27 ± 0,09	0,63 ± 0,28
SF - P	0,03 ± 0,00	nd	0,36 ± 0,09	45,23 ± 20,22	0,56 ± 0,01	0,28 ± 0,11	2,36 ± 0,15	26,14 ± 1,37	0,18 ± 0,06	0,49 ± 0,03
SV - P + C1	0,06 ± 0,03	0,32 ± 0,11	0,70 ± 0,55	34,86 ± 25,97	0,18 ± 0,07	0,38 ± 0,28	1,16 ± 0,56	15,78 ± 10,11	2,26 ± 1,96	0,96 ± 0,27
SF - P + C1	0,06 ± 0,03	1,43 ± 0,66	0,91 ± 0,79	45,55 ± 38,64	0,53 ± 0,34	0,41 ± 0,35	2,42 ± 0,18	23,37 ± 21,56	0,74 ± 0,24	1,18 ± 0,33
SV - P + C2	0,05 ± 0,01	0,58 ± 0,40	0,50 ± 0,18	23,71 ± 0,97	0,15 ± 0,08	0,27 ± 0,03	1,79 ± 0,27	12,85 ± 2,62	0,75 ± 0,18	0,58 ± 0,18
SF - P + C2	0,07 ± 0,02	5,45 ± 1,53	3,63 ± 1,40	30,19 ± 4,23	2,62 ± 1,07	0,31 ± 0,05	4,18 ± 0,69	14,27 ± 4,56	0,62 ± 0,15	2,92 ± 0,87

nd : non déterminé

Annexe A4-12.3 : Facteur de translocation des éléments minéraux majeurs et traces chez le vétiver à T6 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Al	Cd	Co	Cr	Cu	Fe	Mn	Ni	Pb	Zn
SV-P	0,10 ± 0,07	nd	1,85 ± 0,65	93,33 ± 50,12	1,09 ± 0,42	0,77 ± 0,33	2,79 ± 1,62	76,6 ± 35,6	0,60 ± 0,35	0,91 ± 0,39
SF-P	0,06 ± 0,03	nd	0,94 ± 0,38	92,07 ± 37,89	1,03 ± 0,39	0,77 ± 0,46	3,00 ± 0,08	104,6 ± 56,4	0,52 ± 0,19	0,42 ± 0,13
SV-P-C1	0,07 ± 0,02	0,38 ± 0,22	0,64 ± 0,04	50,74 ± 18,35	0,09 ± 0,03	0,38 ± 0,12	1,88 ± 0,06	34,5 ± 11,3	0,37 ± 0,06	1,01 ± 0,60
SF-P-C1	0,13 ± 0,05	1,38 ± 0,55	1,24 ± 0,84	121,54 ± 70,67	0,48 ± 0,14	1,02 ± 0,67	2,43 ± 1,35	75,5 ± 31,3	0,43 ± 0,23	1,26 ± 0,49
SV-P-C2	0,04 ± 0,03	5,62 ± 3,10	1,58 ± 0,43	31,85 ± 22,07	1,09 ± 0,13	0,32 ± 0,20	2,95 ± 1,07	26,2 ± 8,3	0,57 ± 0,19	1,54 ± 0,54
SF-P-C2	0,12 ± 0,05	7,26 ± 2,91	4,18 ± 2,20	49,59 ± 39,88	2,58 ± 0,98	0,58 ± 0,42	5,34 ± 2,81	42,8 ± 36,6	0,57 ± 0,28	3,40 ± 1,39

nd : non déterminé

Annexes

Annexe 5-1 : Volumes des eaux percolées sur la durée de l'expérimentation - Etude lysimétrique en conditions extérieures.

Mois	Dates prélèvement	Colonnes ayant reçu de l'endosulfan				Colonnes ayant reçu du Cu et Cd						Pluviomètre (mm)		
		SV-NP (ml)	SV-P (1) (ml)	SV-P (2) (ml)	SF-NP (ml)	SV-NP (ml)	SV-P (ml)	SF-NP (ml)	SF-P (1) (ml)	SF-P (2) (ml)				
Mai	25/05/2010	0,0	0,0	348,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	100,0	0,0	0,0	
juin	01/06/2010	286,3	868,8	718,7	540,7	377,7				76,6	868,6	387,3	944,1	527,3
	08/06/2010	70,3	376,4	490,3	331,1	361,2				44,9	436,7	145,1	690,8	265,9
	15/06/2010	63,3	1149,3	1087,9	1719,2	1030,0				124,6	1151,8	1324,2	1869,0	1104,2
	22/06/2010	0,0	221,3	164,9	125,2	0,0				0,0	27,7	0,0	392,7	0,0
	29/06/2010	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0				0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
Total		419,9	2615,8	2461,8	2716,2	1768,9				246,1	2484,8	1856,6	3896,6	1897,4
juillet	06/07/2010	0,0	0,0	117,2	0,0	0,0				0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
	13/07/2010	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0				0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
	20/07/2010	0,0	450,7	123,5	353,7	205,4				33,3	223,8	39,9	320,5	0,0
	27/07/2010	0,0	567,5	517,6	472,7	0,0				0,0	120,7	0,0	320,2	0,0
	Total		0,0	1018,2	758,3	826,4	205,4				33,3	344,5	39,9	640,7
août	03/08/2010	0,0	1081,5	1148,9	441,2	0,0				0,0	237,5	0,0	286,6	36,8
	10/08/2010	0,0	35,7	56,2	0,0	0,0				0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
	17/08/2010	566,2	2028,8	2064,6	1855,9	957,6				111,7	2047,3	1062,1	2075,6	1115,7
	24/08/2010	77,8	1049,1	1084,2	442,6	15,6				79,8	651,5	420,5	1097,0	589,0
	31/08/2010	0,0	204,9	198,8	84,1	0,0				0,0	51,4	16,6	250,3	51,5
Total		644,0	4400,0	4552,7	2823,8	973,2				191,5	2987,7	1499,2	3709,5	1793,0
Sept.	07/09/2010	0,0	374,8	298,6	828,0	0,0				0,0	312,8	257,9	105,5	0,0
	14/09/2010	0,0	668,3	590,5	230,7	452,3				0,0	1380,0	428,9	681,8	422,3
	21/09/2010	0,0	564,0	758,1	90,4	204,3				64,8	475,4	155,7	233,1	146,6
	28/09/2010	0,0	1051,5	1053,6	275,0	625,2				42,2	1011,4	722,4	588,8	502,1
	Total		0,0	2658,6	2700,8	1424,1	1281,8				107,0	3179,6	1564,9	1609,2
oct.	05/10/2010	20,0	690,9	438,7	167,7	384,5				18,0	1078,6	264,6	406,6	242,9
	12/10/2010	0,0	27,7	15,9	0,0	0,0				0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
	19/10/2010	0,0	129,9	162,6	81,1	88,3				0,0	685,7	0,0	146,5	0,0
	26/10/2010	0,0	849,3	736,2	213,6	481,3				21,2	687,4	377,1	413,3	353,1
	Total		20,0	1697,8	1353,4	462,4	954,1				39,2	2451,7	641,7	966,4
nov.	02/11/2010	0,0	641,2	617,9	195,8	269,8				0,0	965,8	177,9	238,1	177,1
	09/11/2010	0,0	1041,9	1074,5	934,9	1150,8				109,1	1046,1	887,6	601,9	863,8
	16/11/2010	0,0	1024,9	1055,9	1456,2	1425,2				215,1	1028,3	1049,3	819,3	940,7
	23/11/2010	144,5	186,1	107,4	138,4	377,0				0,0	126,7	126,3	188,8	121,3
	30/11/2010	327,2	629,3	701,3	321,0	623,7				0,0	1130,0	305,8	372,0	323,3
Total		471,7	3523,4	3557,0	3046,3	3846,5				324,2	4296,9	2546,9	2220,1	2426,2
mai - nov.	Total (mL)	1555,6	15913,8	15732,4	11299,2	9029,9				941,3	15745,2	8149,2	13142,5	7783,6
mai - nov.	Total (mm)	45,6	466,7	461,4	331,4	264,8				27,6	461,7	239,0	385,4	228,3

Annexes

Annexe 5-2: Données obtenues sur les percolats des colonnes de sol ayant reçu de l'endosulfan (V élué, Concentrations endosulfan, COD, pH, Conductivité, anions)

Annexe 5-2.1 : Données obtenues sur les percolats du sol vertique non planté (SV-NP) ayant reçu de l'endosulfan.

Date de prélèvement	SV-NP-E										
	V élué mL	endosulfan ($\alpha + \beta$) $\mu\text{g L}^{-1}$	COD mg L^{-1}	pH	Conductivité $\mu\text{S cm}^{-1}$	Br^{-} mg L^{-1}	Cl^{-} mg L^{-1}	NO_3^{-} mg L^{-1}	PO_4^{3-} mg L^{-1}	SO_4^{2-} mg L^{-1}	
25/05/2010											
01/06/2010	286,3	< LQ ^(a)	18,8	8,7	238,5	25,2	9,1	36,3	< LQ ^(b)	10,2	
08/06/2010	70,3	< LQ	nd	8,0	199,5	14,5	6,9	37,5	< LQ	6,7	
15/06/2010 du 22/06 au 06/07	63,3	< LQ	nd	8,4	346,0	16,6	15,5	71,6	0,1	10,4	
13/07/2010											
20/07/2010											
27/07/2010											
03 et 10/08/2010											
17/08/2010	566,2	0,73	15,7	8,1	166,4	5,7	8,9	39,1	< LQ	6,6	
24/08/2010	77,8	< LQ	nd	7,8	146,8	4,1	6,7	23,2	0,1	4,5	
31/08/2010											
07/09/2010											
14/09/2010											
21/09/2010											
28/09/2010											
5 et 12/10/2010	20,0	< LQ	nd	7,7	160,5	6,3	13,4	2,2	0,1	5,4	
19/10/2010											
26/10/2010											
02/11/2010											
09/11/2010											
16/11/2010											
23/11/2010	144,5	1,18	nd	7,7	53,9	0,4	2,2	0,4	< LQ	1,1	
30/11/2010	327,2	< LQ	11,7	7,8	63,6	0,5	2,0	0,9	< LQ	2,5	

LQ^(a) : limite de quantification d'endosulfan = 0,72 $\mu\text{g L}^{-1}$, LQ^(b) : limite de quantification des anions PO_4^{3-} = 0,1 mg L^{-1}

Annexes

Annexe 5-2 .2 : Données obtenues sur les percolats du sol ferrugineux non planté (SF-NP) ayant reçu de l'endosulfan.

Date de prélèvement	SF-NP-E									
	V élué mL	Endosulfan ($\alpha + \beta$) $\mu\text{g L}^{-1}$	COD mg L^{-1}	pH	Conductivité $\mu\text{S cm}^{-1}$	Br^- mg L^{-1}	Cl^- mg L^{-1}	NO_3^- mg L^{-1}	PO_4^{3-} mg L^{-1}	SO_4^{2-} mg L^{-1}
25/05/2010										
01/06/2010	540,7	< LQ ^(a)	15,8	7,7	408,0	< LQ ^(b)	4,7	16,9	0,2	8,4
08/06/2010	331,1	< LQ	14,2	8,6	123,5	< LQ	1,8	9,8	0,1	4,0
15/06/2010	1719,2	< LQ	10,1	8,0	117,9	7,6	1,7	8,7	< LQ	3,2
du 22/06 au 06/07	125,2	5,09	16,0	9,0	174,4	4,0	19,3	3,1	0,2	8,2
13/07/2010										
20/07/2010	353,7	< LQ	14,2	7,5	75,8	20,0	2,7	2,5	< LQ	3,9
27/07/2010	472,7	< LQ	17,8	7,4	146,9	9,0	3,3	7,0	0,3	9,8
03 et 10/08/2010	441,2	< LQ	14,4	8,2	114,9	12,0	1,7	5,1	0,2	5,8
17/08/2010	1855,9	< LQ	12,1	7,2	108,0	< LQ	1,4	4,5	< LQ	3,9
24/08/2010	442,6	< LQ	13,4	7,7	149,8	6,0	4,7	7,8	< LQ	4,3
31/08/2010	84,1	< LQ	nd	7,4	91,6	< LQ	2,1	0,9	0,1	3,9
07/09/2010	828,0	< LQ	15,1	7,7	40,3	< LQ	1,0	3,5	< LQ	2,5
14/09/2010	230,7	1,13	13,9	7,6	79,4	< LQ	1,7	2,1	< LQ	5,1
21/09/2010	90,4	1,96	nd	7,7	97,5	< LQ	1,3	2,0	< LQ	4,9
28/09/2010	275,0	0,90	13,3	7,6	115,5	< LQ	1,2	1,9	< LQ	3,9
5 et 12/10/2010	167,7	1,21	nd	7,7	113,3	< LQ	0,9	1,0	< LQ	4,0
19/10/2010	81,1	3,06	nd	7,8	102,7	< LQ	1,9	3,7	< LQ	8,0
26/10/2010	213,6	1,32	nd	7,8	99,0	< LQ	1,6	3,9	< LQ	5,7
02/11/2010	195,8	0,81	nd	7,7	97,5	< LQ	1,2	1,9	< LQ	4,7
09/11/2010	934,9	< LQ	11,3	7,6	96,6	< LQ	1,4	4,3	< LQ	3,6
16/11/2010	1456,2	< LQ	9,7	7,5	68,5	< LQ	0,5	0,6	< LQ	1,4
23/11/2010	138,4	< LQ	nd	7,4	67,6	< LQ	4,0	0,6	< LQ	1,6
30/11/2010	321,0	< LQ	11,2	7,4	77,6	< LQ	0,7	0,9	< LQ	3,1

LQ^(a) : limite de quantification d'endosulfan = 0,72 $\mu\text{g L}^{-1}$, LQ : limite de quantification des anions Br^- et PO_4^{3-} = 0,1 mg L^{-1}

Annexes

Annexe 5-2 .3 : Données obtenues sur les percolats du sol vertique planté au vétiver n°1 (SV-P (1)) ayant reçu de l'endosulfan.

Date de prélèvement	SV-P-E (1)										
	V élué mL	Endosulfan ($\alpha + \beta$) $\mu\text{g L}^{-1}$	COD mg L^{-1}	pH	Conductivité $\mu\text{S cm}^{-1}$	Br ⁻ mg L^{-1}	Cl ⁻ mg L^{-1}	NO ₃ ⁻ mg L^{-1}	PO ₄ ³⁻ mg L^{-1}	SO ₄ ²⁻ mg L^{-1}	
25/05/2010	868,8	< LQ ^(a)	19,6	8,4	289,7	7,4	42,0	14,3	< LQ	19,7	
01/06/2010	376,4	< LQ	19,9	8,8	326,9	9,2	45,6	6,3	< LQ	13,6	
08/06/2010	1149,3	< LQ	19,6	7,8	301,7	12,8	98,0	11,6	< LQ	13,3	
du 22/06 au 06/07	221,3	< LQ	21,9	8,7	292,9	9,2	55,5	2,6	< LQ	13,3	
13/07/2010											
20/07/2010	450,7	< LQ	25,7	8,4	199,5	1,4	11,5	3,8	< LQ	19,9	
27/07/2010	567,5	< LQ	27,7	7,6	236,9	2,3	26,7	2,8	< LQ	17,7	
03 et 10/08/2010	1117,2	< LQ	22,0	7,6	226,1	2,0	20,8	4,4	< LQ	18,5	
17/08/2010	2028,8	< LQ	21,0	7,5	286,0	1,3	21,1	13,1	< LQ	13,7	
24/08/2010	1049,1	< LQ	24,0	7,0	251,1	1,6	27,8	9,4	< LQ	10,4	
31/08/2010	204,9	< LQ	24,9	7,2	266,0	< LQ ^(b)	1,5	0,1	< LQ	0,6	
07/09/2010	374,8	< LQ	27,0	7,5	199,5	0,9	8,7	1,0	< LQ	7,7	
14/09/2010	668,3	< LQ	25,4	7,1	202,4	1,1	16,9	3,2	< LQ	9,8	
21/09/2010	564,0	< LQ	17,8	7,2	216,5	1,1	15,4	3,5	< LQ	9,7	
28/09/2010	1051,5	< LQ	22,1	7,2	210,1	0,9	14,0	4,0	< LQ	8,8	
5 et 12/10/2010	718,6	< LQ	21,7	7,0	195,9	0,9	12,3	2,0	< LQ	10,5	
19/10/2010	129,9	< LQ	20,4	7,1	203,7	0,6	8,9	3,6	< LQ	7,6	
26/10/2010	849,3	< LQ	20,5	7,3	246,8	0,5	10,0	8,0	< LQ	9,4	
02/11/2010	641,2	< LQ	19,5	7,3	180,1	0,4	8,7	4,4	< LQ	7,6	
09/11/2010	1041,9	< LQ	18,1	7,3	163,6	0,4	8,3	4,9	< LQ	7,8	
16/11/2010	1024,9	< LQ	18,2	7,2	143,6	0,3	7,0	5,3	< LQ	7,8	
23/11/2010	186,1	< LQ	16,8	7,2	159,2	0,4	7,7	4,0	< LQ	9,3	
30/11/2010	629,3	< LQ	16,8	7,2	130,9	0,3	5,1	3,4	< LQ	8,0	

LQ^(a) : limite de quantification d'endosulfan = 0,72 $\mu\text{g L}^{-1}$, LQ : limite de quantification des anions Br⁻ et PO₄³⁻ = 0,1 mg L^{-1}

Annexes

Annexe 5-2.4 : Données obtenues sur les percolats du sol vertique planté au vétiver n°2 (SV-P (2)) ayant reçu de l'endosulfan.

		SV-P-E (2)										
Date de prélèvement	V élué mL	Endosulfan ($\alpha + \beta$) $\mu\text{g L}^{-1}$	COD mg L^{-1}	pH	Conductivité $\mu\text{S cm}^{-1}$	Br^- mg L^{-1}	Cl^- mg L^{-1}	NO_3^- mg L^{-1}	PO_4^{3-} mg L^{-1}	SO_4^{2-} mg L^{-1}		
25/05/2010	348,4	< LQ ^(a)	18,7	8,5	1106,0	< LQ ^(b)	27,9	4,7	0,0	14,4		
01/06/2010	718,7	< LQ	18,0	8,1	735,0	2,4	6,4	24,0	0,0	10,9		
08/06/2010	490,3	< LQ	20,9	7,9	211,1	6,6	13,2	11,2	0,1	10,5		
15/06/2010	1087,9	< LQ	18,1	8,2	261,2	24,9	31,3	15,1	0,1	10,6		
du 22/06 au 06/07 13/07/2010	282,1	< LQ	23,5	7,6	305,8	12,0	30,0	< LQ	< LQ	12,1		
20/07/2010	123,5	< LQ	30,2	7,9	205,8	3,1	9,2	1,1	0,2	10,0		
27/07/2010	517,6	< LQ	20,4	7,5	226,7	0,4	4,1	1,0	0,1	7,9		
03 et 10/08/2010	1205,1	< LQ	17,9	7,5	126,8	0,7	3,1	0,0	< LQ	4,5		
17/08/2010	2064,6	< LQ	19,2	7,3	164,6	1,2	2,6	1,0	< LQ	6,0		
24/08/2010	1084,2	< LQ	20,1	6,9	151,6	0,8	4,9	3,4	< LQ	4,6		
31/08/2010	198,8	< LQ	17,8	7,3	129,1	0,3	1,3	0,2	< LQ	3,9		
07/09/2010	298,6	< LQ	17,2	7,3	87,6	< LQ	0,9	1,3	< LQ	2,3		
14/09/2010	590,5	< LQ	17,4	7,2	124,1	0,2	1,3	0,2	< LQ	4,9		
21/09/2010	758,1	< LQ	15,8	7,3	128,4	0,2	0,9	1,0	< LQ	5,0		
28/09/2010	1053,6	< LQ	18,2	7,2	127,1	0,2	0,8	1,2	< LQ	3,9		
5 et 12/10/2010	454,6	< LQ	16,9	7,3	210,4	0,0	0,7	1,3	< LQ	3,9		
19/10/2010	162,6	1,38	17,5	7,3	197,3	0,2	1,9	3,0	< LQ	5,0		
26/10/2010	736,2	< LQ	15,0	7,3	156,7	0,2	1,9	4,5	< LQ	5,7		
02/11/2010	617,9	< LQ	15,2	7,5	209,7	0,0	1,1	2,2	< LQ	4,2		
09/11/2010	1074,5	< LQ	16,5	7,4	103,8	0,0	1,1	2,9	< LQ	4,0		
16/11/2010	1055,9	< LQ	13,6	7,3	156,4	0,1	0,7	0,6	< LQ	2,3		
23/11/2010	107,4	< LQ	14,1	7,4	83,6	< LQ	0,5	< LQ	< LQ	1,9		
30/11/2010	701,3	< LQ	13,1	7,3	80,7	< LQ	1,0	0,4	< LQ	3,7		

LQ^(a) : limite de quantification d'endosulfan = 0,72 $\mu\text{g L}^{-1}$, LQ : limite de quantification des anions Br^- , NO_3^- et PO_4^{3-} = 0,1 mg L^{-1}

Annexe 5-2.5 : Données obtenues sur les percolats du sol ferrugineux planté au vétiver (SF-P) ayant reçu de l'endosulfan.

Date de prélèvement	SF-P-E										
	V élué mL	Endosulfan ($\alpha + \beta$) $\mu\text{g L}^{-1}$	COD mg L^{-1}	pH	Conductivité $\mu\text{S cm}^{-1}$	Br^- mg L^{-1}	Cl^- mg L^{-1}	NO_3^- mg L^{-1}	PO_4^{3-} mg L^{-1}	SO_4^{2-} mg L^{-1}	
25/05/2010	377,7	< LQ ^(a)	15,6	7,9	412,0	< LQ ^(b)	26,3	167,0	0,1	13,7	
01/06/2010	361,2	< LQ	14,2	8,2	199,7	14,6	26,9	96,5	0,2	17,4	
08/06/2010	1030,0	< LQ	9,9	7,2	426,0	39,9	23,2	44,9	< LQ	32,2	
15/06/2010 du 22/06 au 06/07											
13/07/2010	205,4	< LQ	9,2	8,2	43,9	19,0	2,1	6,2	< LQ	3,2	
20/07/2010											
27/07/2010											
03 et 10/08/2010											
17/08/2010	957,6	< LQ	28,4	7,3	166,0	1,4	5,0	1,7	0,2	28,6	
24/08/2010	15,6	< LQ	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	
31/08/2010											
07/09/2010											
14/09/2010	452,3	< LQ	25,2	7,3	110,6	< LQ	1,2	0,3	0,1	6,9	
21/09/2010	204,3	< LQ	0,0	7,5	77,0	< LQ	0,8	1,1	< LQ	4,2	
28/09/2010	625,2	1,00	18,2	7,3	66,2	< LQ	0,5	0,3	< LQ	2,4	
5 et 12/10/2010	384,5	< LQ	17,3	7,4	71,7	< LQ	0,5	0,1	< LQ	2,0	
19/10/2010	88,3	< LQ	0,0	7,8	72,0	0,2	2,5	0,9	< LQ	4,5	
26/10/2010	481,3	< LQ	0,0	7,7	81,0	< LQ	0,8	0,3	< LQ	2,6	
02/11/2010	269,8	< LQ	18,6	7,8	76,9	< LQ	1,0	0,5	< LQ	2,9	
09/11/2010	1150,8	< LQ	16,0	7,8	74,1	< LQ	0,3	0,1	< LQ	2,0	
16/11/2010	1425,2	< LQ	11,7	7,4	48,5	< LQ	0,3	0,2	< LQ	1,9	
23/11/2010	377,0	< LQ	12,8	7,5	51,6	< LQ	0,5	0,1	< LQ	1,8	
30/11/2010	623,7	< LQ	12,6	7,6	63,4	< LQ	0,5	0,1	< LQ	2,2	

LQ^(a) : limite de quantification d'endosulfan = 0,72 $\mu\text{g L}^{-1}$, LQ^(b) : limite de quantification des anions Br^- et PO_4^{3-} = 0,1 mg L^{-1}

Annexes

Annexe 5-3 : Teneurs en endosulfan extractible au MgCl₂ dans les sols en fin d'éclution – Etude lysimétrique en conditions extérieures.

Sol verticale (SV)	Teneur dans le sol (mg/kg de sol)			Total
	endosulfan α	endosulfan β	endo sulfate	
SV-NP (0-5) 1	<LQ	0,085	0,092	0,177
SV-NP (0-5) 2	<LQ	0,093	0,084	0,177
SV-NP (0-5) 3	<LQ	0,092	0,076	0,168
Moyenne ± ecartype	0,090 ± 0,005	0,084 ± 0,008	0,084 ± 0,008	0,174 ± 0,005
SV-NP (5-10) 1	<LQ	0,009	0,007	0,016
SV-NP (5-10) 2	<LQ	<LQ	0,006	0,006
SV-NP (5-10) 3	<LQ	<LQ	0,007	0,007
Moyenne ± ecartype	0,003	0,007 ± 0,001	0,007 ± 0,001	0,010 ± 0,006
SV-NP (10-15) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-NP (10-15) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-NP (10-15) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-NP (15-20) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-NP (15-20) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-NP (15-20) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (1)(0-5) 1	<LQ	0,065	0,064	0,129
SV-P (1)(0-5) 2	<LQ	0,039	0,053	0,091
SV-P (1)(0-5) 3	<LQ	0,060	0,070	0,130
Moyenne ± ecartype	0,054 ± 0,014	0,062 ± 0,009	0,062 ± 0,009	0,117 ± 0,022
SV-P (1)(5-10) 1	<LQ	0,012	0,024	0,037
SV-P (1)(5-10) 2	<LQ	0,024	0,034	0,058
SV-P (1)(5-10) 3	<LQ	0,016	0,021	0,037
Moyenne ± ecartype	0,017 ± 0,006	0,026 ± 0,007	0,026 ± 0,007	0,044 ± 0,012
SV-P (1)(10-15) 1	<LQ	<LQ	0,006	0,006
SV-P (1)(10-15) 2	<LQ	<LQ	0,005	0,005
SV-P (1)(10-15) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	0,004	0,004
SV-P (1)(15-20) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (1)(15-20) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (1)(15-20) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (1)(0-20) 1	<LQ	0,013	0,014	0,027
SV-P (1)(0-20) 2	<LQ	0,011	0,018	0,029
SV-P (1)(0-20) 3	<LQ	0,016	0,009	0,025
Moyenne ± ecartype	0,013 ± 0,003	0,014 ± 0,004	0,014 ± 0,004	0,027 ± 0,002
SV-P (2)(0-5) 1	<LQ	0,022	0,028	0,051
SV-P (2)(0-5) 2	<LQ	0,028	0,036	0,064
SV-P (2)(0-5) 3	<LQ	<LQ	0,028	0,028
Moyenne ± ecartype	0,017	0,031 ± 0,004	0,031 ± 0,004	0,048 ± 0,018
SV-P (2)(5-10) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (2)(5-10) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (2)(5-10) 3	<LQ	0,001	<LQ	0,001
Moyenne ± ecartype	<LQ	0,000	0,001	0,001
SV-P (2)(10-15) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (2)(10-15) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (2)(10-15) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (2)(15-20) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (2)(15-20) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SV-P (2)(15-20) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ

Sol ferrugineux (SF)	Teneur dans le sol (mg/kg)			Total
	endosulfan α	endosulfan β	endo sulfate	
SF-NP (0-5) 1	<LQ	0,069	0,080	0,148
SF-NP (0-5) 2	<LQ	0,052	0,059	0,110
SF-NP (0-5) 3	<LQ	0,041	0,037	0,078
Moyenne ± ecartype	0,054 ± 0,014	0,058 ± 0,021	0,058 ± 0,021	0,112 ± 0,035
SF-NP (5-10) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-NP (5-10) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-NP (5-10) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-NP (10-15) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-NP (10-15) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-NP (10-15) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-NP (15-20) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-NP (15-20) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-NP (15-20) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-P (0-5) 1	<LQ	0,126	0,147	0,272
SF-P (0-5) 2	<LQ	0,121	0,132	0,253
SF-P (0-5) 3	<LQ	0,125	0,128	0,254
Moyenne ± ecartype	0,124 ± 0,003	0,136 ± 0,010	0,136 ± 0,010	0,259 ± 0,011
SF-P (5-10) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-P (5-10) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-P (5-10) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-P (10-15) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-P (10-15) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-P (10-15) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-P (15-20) 1	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-P (15-20) 2	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-P (15-20) 3	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
Moyenne ± ecartype	<LQ	<LQ	<LQ	<LQ
SF-P (0-20) 1	<LQ	0,011	0,018	0,029
SF-P (0-20) 2	<LQ	0,006	0,012	0,018
SF-P (0-20) 3	<LQ	0,013	0,016	0,028
Moyenne ± ecartype	0,010 ± 0,004	0,015 ± 0,003	0,015 ± 0,003	0,025 ± 0,006

SV-P (2)(0-20) 1	<LQ	0,009	0,011	0,020
SV-P (2)(0-20) 2	<LQ	0,018	0,016	0,034
SV-P (2)(0-20) 3	<LQ	0,003	0,015	0,018
Moyenne ± ecartype	0,010 ± 0,007	0,014 ± 0,002	0,014 ± 0,002	0,024 ± 0,008

LQ = 0,012 mg d'endosulfan kg⁻¹ de sol

Annexes

Annexe 5-4: Quantité d'endosulfan retrouvé dans les sols en fin d'éluion (en % de la quantité appliquée) – Etude lysimétrique en conditions extérieures.

Colonnes de sol	Quantité dans les sols (mg)			Résidus d'endosulfan (% de la quantité appliquée)			Total par niveau	
	endosulfan α	endosulfan β	endosulfan sulfaté	Total par niveau	endosulfan α	endosulfan β		endosulfan sulfaté
SV-NP-E (0 - 5)	< LQ	0,20	0,19	0,38	-	6,35	5,91	12,26
SV-NP-E (5 - 10)	< LQ	0,01	0,01	0,02	-	0,18	0,42	0,60
SV-NP-E (10 - 15)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
SV-NP-E (15 - 20)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
Total dans la colonne		0,21	0,20	0,40		6,53	6,33	12,86
SV-P-E (1) (0 - 5)	< LQ	0,05	0,06	0,11	-	1,59	1,83	3,42
SV-P-E (1) (5 - 10)	< LQ	0,02	0,03	0,05	-	0,59	0,91	1,50
SV-P-E (1) (10 - 15)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	0,10	0,10
SV-P-E (1) (15 - 20)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
SV-P-E (1) (0 - 20)	< LQ	0,06	0,06	0,12	-	1,94	1,98	3,91
Total dans la colonne		0,13	0,15	0,28		4,12	4,81	8,94
SV-P-E (2) (0 - 5)	< LQ	0,02	0,03	0,05	-	0,61	1,10	1,71
SV-P-E (2) (5 - 10)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	0,01	0,02	0,04
SV-P-E (2) (10 - 15)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
SV-P-E (2) (15 - 20)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
SV-P-E (2) (0 - 20)	< LQ	0,04	0,05	0,10	-	1,29	1,75	3,03
Total dans la colonne		0,06	0,09	0,15		1,91	2,87	4,78
SF-NP-E (0 - 5)	< LQ	0,13	0,14	0,27	-	4,09	4,47	8,56
SF-NP-E (5 - 10)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
SF-NP-E (10 - 15)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
SF-NP-E (15 - 20)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
Total dans la colonne		0,13	0,14	0,27		4,09	4,47	8,56
SF-P-E (1) (0 - 5)	< LQ	0,10	0,11	0,21	-	3,24	3,54	6,78
SF-P-E (1) (5 - 10)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
SF-P-E (1) (10 - 15)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
SF-P-E (1) (15 - 20)	< LQ	< LQ	< LQ	< LQ	-	-	-	-
SF-P-E (1) (0 - 20)	< LQ	0,04	0,07	0,11	-	1,38	2,08	3,45
Total dans la colonne		0,14	0,18	0,32		4,61	5,62	10,23

LQ = 0,012 mg d'endosulfan kg⁻¹ de sol

Annexes

Annexe 5-5 : Données obtenues sur les percolats des colonnes de sol ayant reçu le traitement Cu + Cd (V élué, Concentrations endosulfan, COD, pH, Conductivité, anions)

Annexe 5-5.1 : Données obtenues sur les percolats du sol vertique non planté (SV-NP) ayant reçu Cu + Cd.

		SV-NP										
Date	N°	V élué mL	Cd $\mu\text{g L}^{-1}$	Cu μL^{-1}	COD mg L^{-1}	pH	Conductivité $\mu\text{S cm}^{-1}$	Br ⁻ mg L^{-1}	Cl ⁻ mg L^{-1}	NO ₃ ⁻ mg L^{-1}	PO ₄ ³⁻ mg L^{-1}	SO ₄ ²⁻ mg L^{-1}
25/05/2010	1											
01/06/2010	2	76,6	70	100	32,56	8,0	1545,0	47,7	431,3	10,6	< 0,1 ⁽²⁾	17,6
08/06/2010	3	44,9	20	18		7,8	1162,0	35,5	332,9	18,8	< 0,1	15,8
15/06/2010	4	124,6	7	9	22,55	8,2	768,6	17,8	193	17,1	< 0,1	16,8
22/06/2010	5											
29/06/2010	6											
06/07/2010	7											
13/07/2010	8											
20/07/2010	9	33,3	< 5 ⁽¹⁾	27		7,8	548,1	8,8	113,3	< 0,1 ⁽²⁾	< 0,1	11,3
27/07/2010	10											
03/08/2010	11											
10/08/2010	12											
17/08/2010	13	111,7	< 5	18	19,94	7,9		2,5	42,7	26,9	< 0,1	22
24/08/2010	14	79,8	< 5	12	14,89	8,0		1,3	21,2	5,6	< 0,1	7
31/08/2010	15											
07/09/2010	16											
14/09/2010	17											
21/09/2010	18	64,8	< 5	11	15,81	7,7	178,4	0,9	16,1	3,7	< 0,1	11
28/09/2010	19	42,2	< 5	9		7,6	167,0	0,7	16,5	6,5	< 0,1	13,6
05/10/2010	20	18,0	< 5	12		7,4	160,8	1,4	17	0,6	0,1	17,7
12/10/2010	21											
19/10/2010	22											
26/10/2010	23	21,2	< 5	12		7,3	190,0	0,7	14,2	3,5	< 0,1	15,3
02/11/2010	24											
09/11/2010	25	109,1	< 5	< 5	14,31	8,1	167,0	< 0,1 ⁽²⁾	8,7	24,1	0,2	16,4
16/11/2010	26	215,1	< 5	7	12,69	7,6	104,1	0,1	4,7	5,2	< 0,1	7,2
23/11/2010	27											
30/11/2010	28											

⁽¹⁾ Limite de quantification de Cu et Cd (LQ = 5 μL^{-1}) ; ⁽²⁾ Limite de quantification des anions Br⁻, NO₃⁻ et PO₄³⁻ (LQ = 0,1 mg L^{-1})

Annexes

Annexe 5-5.2 : Données obtenues sur les percolats du sol ferrugineux non planté (SF-NP) ayant reçu Cu + Cd.

		SF-NP										
Date	N°	V élué mL	Cd $\mu\text{g L}^{-1}$	Cu μL^{-1}	COD mg L^{-1}	pH	Conductivité $\mu\text{S cm}^{-1}$	Br ⁻ mg L^{-1}	Cl ⁻ mg L^{-1}	NO ₃ ⁻ mg L^{-1}	PO ₄ ³⁻ mg L^{-1}	SO ₄ ²⁻ mg L^{-1}
25/05/2010	1											
01/06/2010	2	387,3	< 5 ⁽¹⁾	9	19,57	8,3	395,3	< 0,1 ⁽²⁾	11,1	111,2	< 0,1 ⁽²⁾	12,3
08/06/2010	3	145,1	< 5	11	20,26	7,9	569,0	< 0,1	66,8	120	< 0,1	10,2
15/06/2010	4	1324,2	188	7	16,07	7,4	1708,0	45,8	534,5	114,3	< 0,1	10,4
22/06/2010	5											
29/06/2010	6											
06/07/2010	7											
13/07/2010	8											
20/07/2010	9	39,9	9	29	nd	6,9	618,3	17,5	166,1	4,1	< 0,1	5,9
27/07/2010	10											
03/08/2010	11											
10/08/2010	12											
17/08/2010	13	1062,1	52	8	19,99	7,6	979,0	8,8	171	169,7	< 0,1	14
24/08/2010	14	420,5	< 5	11	24,93	7,7	411,0	2,8	48,2	51,6	0,3	25,1
31/08/2010	15	16,6	< 5	19		7,7	315,3	3,2	48,9	32,5	< 0,1	24,9
07/09/2010	16	257,9	< 5	13	10,2	7,7	276,0	< 0,1	1,2	3,2	< 0,1	1,5
14/09/2010	17	428,9	< 5	9	23,33	7,6	277,2	1,2	19,1	31,4	0,3	23,8
21/09/2010	18	155,7	< 5	9	18,97	7,6	228,6	0,9	14,9	36,2	0,3	23,5
28/09/2010	19	722,4	< 5	7	13,66	7,7	146,2	< 0,1	6,8	30,8	0,2	12,6
05/10/2010	20	264,6	< 5	8	15,87	7,3	164,7	< 0,1	7,7	37,8	0,2	14,1
12/10/2010	21							0				
19/10/2010	22							0				
26/10/2010	23	377,1	< 5	8	16,92	7,5	158,9	< 0,1	4,8	25,4	0,1	7,5
02/11/2010	24	177,9	< 5	6	17,68	7,8	140,7	0,2	5	6,2	< 0,1	12,2
09/11/2010	25	887,6	< 5	8	12,53	7,5	120,5	< 0,1	3,8	33,3	0,1	8,9
16/11/2010	26	1049,3	< 5	9	13,64	7,6	90,7	< 0,1	2,4	12,7	0,1	7,8
23/11/2010	27	126,3	< 5	10	12,55	7,4	65,7	< 0,1	1,8	6,8	0,1	7,6
30/11/2010	28	305,8	< 5	8	10,61	7,3	53,1	< 0,1	1,0	7,4	< 0,1	6,3

⁽¹⁾ Limite de quantification de Cu et Cd ($\text{LQ} = 5 \mu\text{L}^{-1}$) ; ⁽²⁾ Limite de quantification des anions Br⁻ et PO₄³⁻ ($\text{LQ} = 0,1 \text{mg L}^{-1}$)

Annexes

Annexe 5-5.3 : Données obtenues sur les percolats du sol vertique planté au vétiver (SV-P) ayant reçu Cu + Cd.

		SV- P										
Date	N°	V élué mL	Cd $\mu\text{g L}^{-1}$	Cu μL^{-1}	COD mg L^{-1}	pH	Conductivité $\mu\text{S cm}^{-1}$	Br ⁻ mg L^{-1}	Cl ⁻ mg L^{-1}	NO ₃ ⁻ mg L^{-1}	PO ₄ ³⁻ mg L^{-1}	SO ₄ ²⁻ mg L^{-1}
25/05/2010	1											
01/06/2010	2	868,6	< 5 ⁽¹⁾	18	19,22	8,7	392,4	4,2	54,7	19	0,1 ⁽²⁾	27,2
08/06/2010	3	436,7	< 5	26	21,56	8,7	450,3	4	47,5	14,2	< 0,1	18,8
15/06/2010	4	1151,8	< 5	11	20,35	8,5	242,9	1,9	24,5	17,7	0,1	26,4
22/06/2010	5	27,7	< 5	9	nd	7,9	536,2	14,7	117,7	7	< 0,1	23,3
29/06/2010	6											
06/07/2010	7											
13/07/2010	8											
20/07/2010	9	223,8	< 5	17	22,04	7,9	421,5	42	43,4	5,8	< 0,1	16,2
27/07/2010	10	120,7	< 5	8	22,91	8,4	220,4	< 0,1 ⁽²⁾	5,9	13,6	< 0,1	31,4
03/08/2010	11	237,5	< 5	7	20,35	8,4	246,9	5	14,3	17,5	< 0,1	32,8
10/08/2010	12											
17/08/2010	13	2047,3	< 5	6	15,92	8,3	272,1	1,6	26,7	16	< 0,1	20,7
24/08/2010	14	651,5	< 5	6	16,29	8,3	214,2	1,2	22,6	10,4	< 0,1	20,1
31/08/2010	15	51,4	< 5	7	22,86	8,0	203,0	0,8	15,9	3,5	< 0,1	16
07/09/2010	16	312,8	< 5	6	19,91	7,8	193,6	< 0,1	4,5	10,6	< 0,1	24,7
14/09/2010	17	1380,0	< 5	6	18,93	7,5	191,5	0,5	11	7,1	< 0,1	20,4
21/09/2010	18	475,4	< 5	6	18,29	7,6	178,2	0,4	9,1	6,3	< 0,1	16,9
28/09/2010	19	1011,4	< 5	6	17,21	7,4	168,8	0,7	13,2	4,1	< 0,1	10,7
05/10/2010	20	1078,6	< 5	5	19,01	7,5	165,7	0,5	9,7	4,5	< 0,1	13,1
12/10/2010	21											
19/10/2010	22	685,7	< 5	< 5 ⁽¹⁾	15,46	7,4	140,4	0,2	5,6	4,8	< 0,1	9
26/10/2010	23	687,4	< 5	7	14,93	7,6	140,0	0,2	6,8	5,6	< 0,1	11,3
02/11/2010	24	965,8	< 5	7	15,69	7,9	136,3	0,3	7,8	4,1	< 0,1	9,4
09/11/2010	25	1046,1	< 5	6	15,81	7,8	128,0	0,2	5,2	4,3	< 0,1	9,4
16/11/2010	26	1028,3	< 5	< 5	13,98	7,5	108,8	0,2	3,8	1,8	< 0,1	5,5
23/11/2010	27	126,7	< 5	< 5	13,76	7,4	104,0	0,1	3	2,6	< 0,1	7
30/11/2010	28	1130,0	< 5	< 5	14,16	7,3	108,9	0,1	3,5	3,4	< 0,1	6,9

⁽¹⁾ Limite de quantification de Cu et Cd (LQ = 5 μL^{-1}) ; ⁽²⁾ Limite de quantification des anions Br⁻ et PO₄³⁻ (LQ = 0,1 mg L^{-1})

Annexe 5-5.4 : Données obtenues sur les percolats du sol ferrugineux planté au vétiver n°1 (SF-P (1)) ayant reçu Cu + Cd.

		SF-P (1)										
Date	N°	V élué (mL)	Cd $\mu\text{g L}^{-1}$	Cu μL^{-1}	COD mg L^{-1}	pH	Conductivité ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	Br ⁻ mg L^{-1}	Cl ⁻ mg L^{-1}	NO ₃ ⁻ mg L^{-1}	PO ₄ ³⁻ mg L^{-1}	SO ₄ ²⁻ mg L^{-1}
25/05/2010	1	100,0	< 5 ⁽¹⁾	< 5 ⁽¹⁾	31,6	8,2	246,7	< 0,1 ⁽²⁾	26,4	20,9	0,7	22,5
01/06/2010	2	944,1	< 5	6,0	25,5	8,0	443,0	2,9	37,0	34,5	0,2	19,9
08/06/2010	3	690,8	< 5	< 5	23,0	8,4	747,2	12,5	116,0	34,3	< 0,1 ⁽²⁾	18,8
15/06/2010	4	1869,0	16,0	< 5	17,5	7,4	885,0	21,6	249,8	36,3	< 0,1	20,5
22/06/2010	5	392,7	< 5	< 5	18,3	7,7	489,0	20,6	109,3	26,9	< 0,1	13,6
29/06/2010	6											
06/07/2010	7											
13/07/2010	8											
20/07/2010	9	320,5	< 5	7,0	31,0	7,4	492,3	12,8	90,4	5,6	< 0,1	21,8
27/07/2010	10	320,2	< 5	6,0	19,3	8,7	284,7	3,1	23,1	10,7	< 0,1	45,3
03/08/2010	11	286,6	< 5	< 5	24,5	8,1	282,5	1,1	13,4	16,3	0,1	47,5
10/08/2010	12											
17/08/2010	13	2075,6	< 5	< 5	16,3	7,9	495,0	5,2	73,4	57,2	< 0,1	22,1
24/08/2010	14	1097,0	< 5	< 5	16,8	7,7	339,4	4,3	54,3	34,9	< 0,1	23,3
31/08/2010	15	250,3	< 5	< 5	20,5	7,6	229,0	1,8	13,9	14,0	< 0,1	20,6
07/09/2010	16	105,5	< 5	6,0	21,0	7,6	239,0	1,2	11,8	11,8	< 0,1	22,6
14/09/2010	17	681,8	< 5	< 5	17,6	7,7	209,6	1,6	14,1	16,8	0,1	26,5
21/09/2010	18	233,1	< 5	< 5	20,1	7,5	208,5	1,2	8,6	15,7	0,1	22,5
28/09/2010	19	588,8	< 5	< 5	16,5	7,8	192,3	1,2	9,6	20,7	0,1	24,6
05/10/2010	20	406,6	< 5	< 5	17,4	7,4	172,5	2,1	9,7	17,8	0,2	17,4
12/10/2010	21											
19/10/2010	22	146,5	< 5	< 5	18,1	7,8	190,5	1,8	9,3	15,3	< 0,1	18,8
26/10/2010	23	413,3	< 5	< 5	17,9	7,7	172,6	1,1	7,6	17,3	0,1	20,9
02/11/2010	24	238,1	< 5	8,0	15,4	8,0	154,6	< 0,1	5,9	35,2	0,1	10,2
09/11/2010	25	601,9	< 5	< 5	17,2	7,8	168,4	1,0	6,3	17,0	0,1	20,4
16/11/2010	26	819,3	< 5	< 5	16,2	7,4	141,8	0,7	5,2	13,2	0,1	18,7
23/11/2010	27	188,8	< 5	6,0	15,6	7,4	131,8	1,0	4,1	7,5	< 0,1	15,7
30/11/2010	28	372,0	< 5	< 5	15,4	7,5	132,9	0,4	3,0	8,1	< 0,1	17,7

⁽¹⁾ Limite de quantification de Cu et Cd (LQ = $5 \mu\text{L}^{-1}$) ; ⁽²⁾ Limite de quantification des anions Br⁻ et PO₄³⁻ (LQ = $0,1 \text{ mg L}^{-1}$)

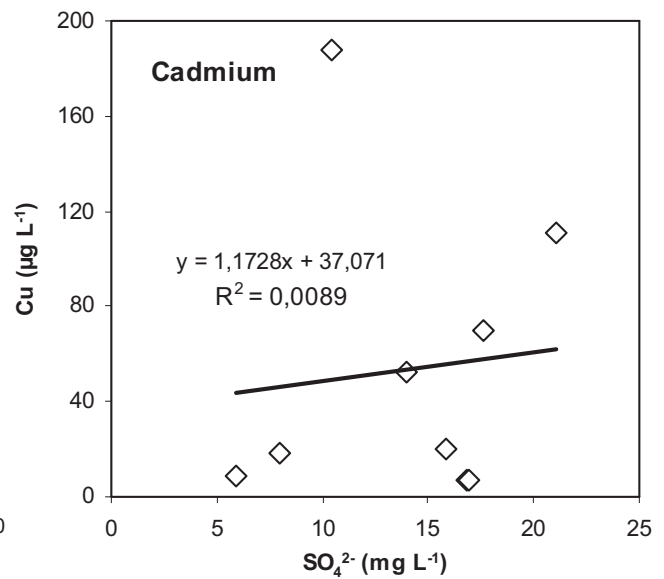
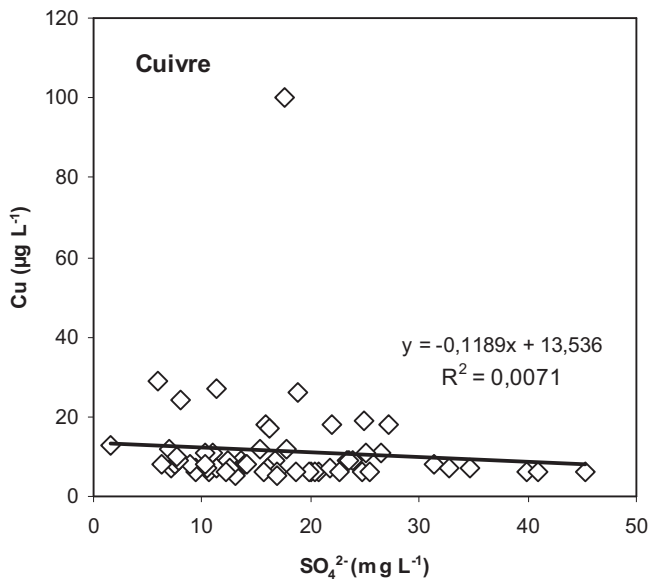
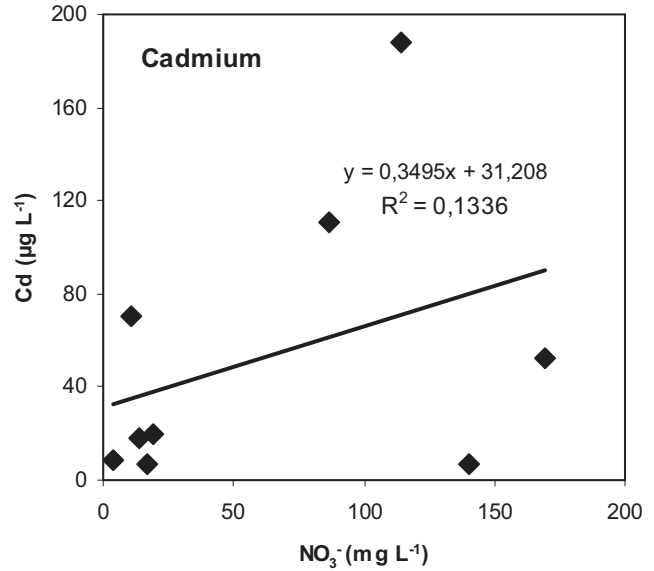
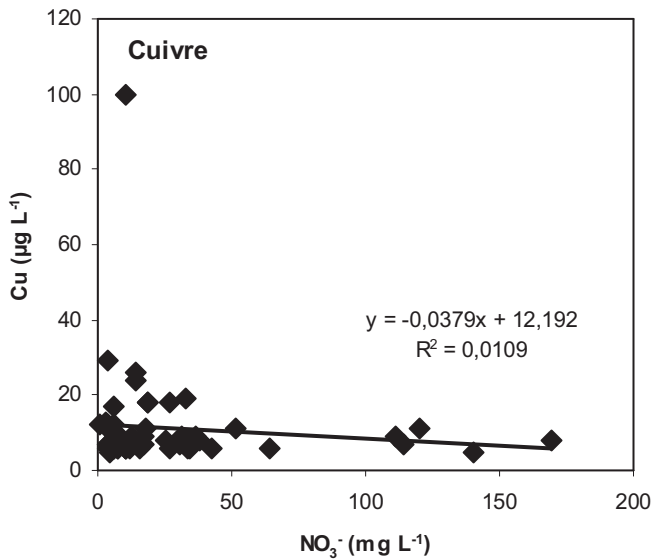
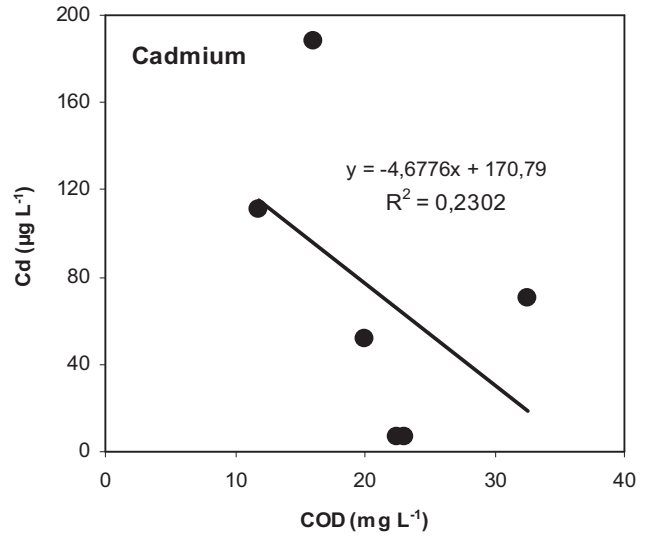
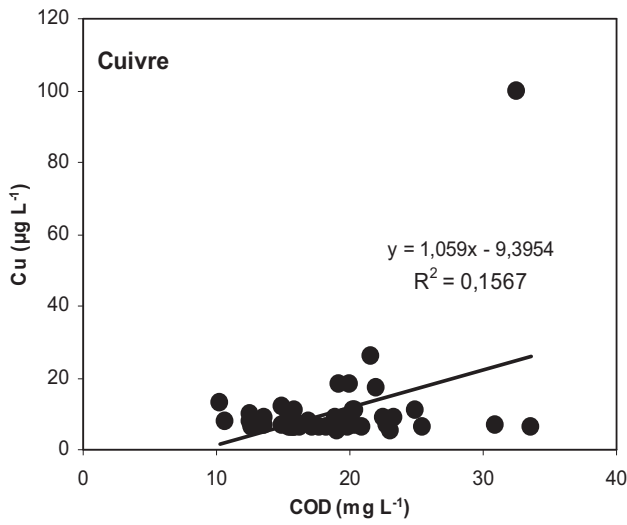
Annexes

Annexe 5-5.5 : Données obtenues sur les percolats du sol ferrugineux planté au vétiver n°2 (SF-P (2)) ayant reçu Cu + Cd.

		SF-P (2)										
Date	N°	V élué (mL)	Cd $\mu\text{g L}^{-1}$	Cu μL^{-1}	COD mg L^{-1}	pH	Conductivité ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	Br- mg L^{-1}	Cl- mg L^{-1}	NO ₃ - mg L^{-1}	PO ₄ ³⁻ mg L^{-1}	SO ₄ ²⁻ mg L^{-1}
25/05/2010	1											
01/06/2010	2	527,3	< 5 ⁽¹⁾	< 5 ⁽¹⁾	19,5	8,1	525,2	< 0,1 ⁽²⁾	24,6	128,1	< 0,1 ⁽²⁾	11,7
08/06/2010	3	265,9	7,0	5,0	23,1	7,7	1162,0	14,3	210,8	140,3	< 0,1	16,9
15/06/2010	4	1104,2	111,0	< 5	11,8	7,1	1555,0	50,4	493,0	86,5	< 0,1	21,1
22/06/2010	5											
29/06/2010	6											
06/07/2010	7											
13/07/2010	8											
20/07/2010	9											
27/07/2010	10											
03/08/2010	11	36,8	18,0	24,0	nd	7,2	1138,0	24,6	252,5	14,1	< 0,1	8,0
10/08/2010	12											
17/08/2010	13	1115,7	17,0	< 5	19,7	7,5	1028,0	11,5	254,8	113,7	< 0,1	14,8
24/08/2010	14	589,0	< 5	6,0	15,7	7,6	536,0	4,2	96,9	63,9	< 0,1	39,9
31/08/2010	15	51,5	< 5	6,0	33,6	7,5	320,1	2,8	57,9	27,1	< 0,1	40,9
07/09/2010	16											
14/09/2010	17	422,3	< 5	7,0	16,3	7,4	276,9	1,3	30,4	33,2	< 0,1	34,6
21/09/2010	18	146,6	< 5	6,0	15,4	7,4	243,7	< 0,1	16,8	42,4	0,2	25,4
28/09/2010	19	502,1	< 5	< 5	11,5	7,6	212,1	< 0,1	12,2	49,5	0,2	20,1
05/10/2010	20	242,9	< 5	< 5	12,6	7,2	191,5	< 0,1	10,5	48,9	0,2	17,3
12/10/2010	21											
19/10/2010	22											
26/10/2010	23	353,1	< 5	6,0	12,6	8,4	172,2	< 0,1	11,0	33,5	0,2	18,6
02/11/2010	24	177,1	< 5	< 5	16,4	7,8	166,6	1,2	6,9	15,4	0,1	19,1
09/11/2010	25	863,8	< 5	< 5	11,3	7,4	126,9	< 0,1	6,3	23,3	0,1	16,6
16/11/2010	26	940,7	< 5	< 5	9,7	7,4	88,0	< 0,1	4,1	10,5	< 0,1	15,8
23/11/2010	27	121,3	< 5	< 5	10,9	7,3	78,1	< 0,1	2,8	4,5	< 0,1	15,7
30/11/2010	28	323,3	< 5	< 5	9,2	7,3	66,6	< 0,1	1,8	4,0	< 0,1	14,3

⁽¹⁾ Limite de quantification de Cu et Cd (LQ = 5 μL^{-1}) ; ⁽²⁾ Limite de quantification des anions Br⁻ et PO₄³⁻ (LQ = 0,1 mg L^{-1})

Annexe 5-6 : Corrélation entre les teneurs en Cu et Cd lessivées et les teneurs en COD, NO₃⁻ et SO₄²⁻ obtenues en fin d'expérience, dans l'ensemble des percolats des colonnes des sols verticale et ferrugineux.



Annexes

Annexe 5-7 : Teneurs en éléments minéraux extractibles au $MgCl_2$ dans le **sol vertique** 6 mois après apport de Cu et Cd – Etude lysimétrique en conditions extérieures.

Sol vertique (SV)	Al ($\mu g/g$)	Cd ($\mu g/g$)	Co ($\mu g/g$)	Cr ($\mu g/g$)	Cu ($\mu g/g$)	Fe ($\mu g/g$)	Mn ($\mu g/g$)	Ni ($\mu g/g$)	Pb ($\mu g/g$)	Zn ($\mu g/g$)
SV-NP (0 - 5) 1	2,00	2,73	1,80	1,00	44,55	2,50	20,75	1,85	1,20	2,75
SV-NP (0 - 5) 2	2,30	3,13	1,90	1,15	55,50	2,95	25,65	2,70	2,00	3,25
SV-NP (0 - 5) 3	2,40	3,55	1,95	0,90	62,50	2,30	28,55	1,95	1,15	3,20
Moyenne \pm écartype	2,23 \pm 0,21	3,13 \pm 0,41	1,88 \pm 0,08	1,02 \pm 0,13	54,18 \pm 9,05	2,58 \pm 0,33	24,98 \pm 3,94	2,17 \pm 0,64	1,45 \pm 0,48	3,07 \pm 0,27
SV-NP (5 - 10) 1	1,40	1,10	1,65	0,90	1,90	2,30	15,55	1,70	1,20	1,90
SV-NP (5 - 10) 2	1,50	1,13	1,65	0,95	1,70	2,35	16,35	1,75	1,90	2,05
SV-NP (5 - 10) 3	1,40	1,10	1,65	0,95	2,25	2,35	14,10	1,60	1,25	2,15
Moyenne \pm écartype	1,43 \pm 0,058	1,11 \pm 0,01	1,65 \pm 0,00	0,93 \pm 0,03	1,95 \pm 0,28	2,33 \pm 0,03	15,33 \pm 1,14	1,68 \pm 0,08	1,45 \pm 0,39	2,03 \pm 0,13
SV-NP (10 - 15) 1	1,50	0,63	1,60	1,25	0,70	3,20	12,85	1,90	1,05	1,60
SV-NP (10 - 15) 2	1,40	0,60	1,65	0,90	0,70	2,25	13,00	1,55	1,15	1,65
SV-NP (10 - 15) 3	1,45	0,60	1,60	0,90	0,70	2,25	14,15	1,65	1,25	2,15
Moyenne \pm écartype	1,45 \pm 0,05	0,61 \pm 0,01	1,62 \pm 0,03	1,03 \pm 0,20	0,70 \pm 0,00	2,57 \pm 0,55	13,33 \pm 0,71	1,70 \pm 0,18	1,15 \pm 0,10	1,80 \pm 0,30
SV-NP (15 - 20) 1	1,30	0,55	1,60	1,00	0,65	2,55	9,55	1,65	1,95	1,55
SV-NP (15 - 20) 2	1,30	0,55	1,60	1,10	0,65	2,85	10,85	1,65	1,55	1,75
SV-NP (15 - 20) 3	1,25	0,55	1,60	0,90	0,65	2,35	9,65	1,45	1,15	1,60
Moyenne \pm écartype	1,28 \pm 0,03	0,55 \pm 0,00	1,60 \pm 0,00	1,00 \pm 0,10	0,65 \pm 0,00	2,58 \pm 0,25	10,02 \pm 0,72	1,58 \pm 0,11	1,55 \pm 0,40	1,63 \pm 0,10
SV-P (0 - 5) 1	1,70	2,48	3,35	0,90	13,60	2,30	43,05	1,85	1,00	2,00
SV-P (0 - 5) 2	2,30	2,80	3,40	1,40	19,30	3,90	44,65	2,15	1,25	2,90
SV-P (0 - 5) 3	1,90	2,55	4,10	0,95	17,40	2,40	40,40	1,90	1,15	2,45
Moyenne \pm écartype	1,97 \pm 0,31	2,61 \pm 0,17	3,62 \pm 0,42	1,08 \pm 0,27	16,77 \pm 2,90	2,87 \pm 0,90	42,7 \pm 2,15	1,97 \pm 0,16	1,13 \pm 0,12	2,45 \pm 0,45
SV-P (5 - 10) 1	1,85	0,85	1,60	1,65	1,10	4,50	9,80	1,85	1,05	1,50
SV-P (5 - 10) 2	1,90	0,88	1,60	1,90	1,25	5,05	9,85	2,75	1,25	1,50
SV-P (5 - 10) 3	1,90	0,83	1,60	1,15	1,10	2,90	10,15	1,70	1,00	1,55
Moyenne \pm écartype	1,88 \pm 0,03	0,85 \pm 0,03	1,60 \pm 0,00	1,57 \pm 0,38	1,15 \pm 0,09	4,15 \pm 1,12	9,93 \pm 0,19	2,10 \pm 0,57	1,10 \pm 0,13	1,52 \pm 0,03
SV-P (10 - 15) 1	2,40	0,60	1,85	1,45	0,85	8,20	9,70	2,10	1,45	1,65
SV-P (10 - 15) 2	1,55	0,58	1,85	1,15	0,70	3,80	9,80	1,95	1,95	1,45
SV-P (10 - 15) 3	1,65	0,58	1,80	0,95	0,70	2,50	9,50	1,55	1,20	1,35
Moyenne \pm écartype	1,87 \pm 0,46	0,58 \pm 0,01	1,83 \pm 0,03	1,18 \pm 0,25	0,75 \pm 0,09	4,83 \pm 2,99	9,67 \pm 0,15	1,87 \pm 0,28	1,53 \pm 0,38	1,48 \pm 0,15
SV-P (15 - 20) 1	1,50	0,55	1,70	0,95	0,70	2,40	7,10	1,40	1,10	1,10
SV-P (15 - 20) 2	1,45	0,55	1,65	0,90	0,70	2,30	7,00	1,40	1,15	1,25
SV-P (15 - 20) 3	1,40	0,55	1,70	0,90	0,65	2,35	8,00	1,45	1,05	1,25
Moyenne \pm écartype	1,45 \pm 0,05	0,55 \pm 0,00	1,68 \pm 0,03	0,92 \pm 0,03	0,68 \pm 0,03	2,35 \pm 0,05	7,37 \pm 0,55	1,42 \pm 0,03	1,10 \pm 0,05	1,20 \pm 0,09
SV-P (0 - 20) 1	1,85	1,15	1,60	0,90	3,30	2,35	11,80	1,55	1,10	1,70
SV-P (0 - 20) 2	1,90	1,10	1,60	0,90	3,40	2,50	12,05	1,55	1,30	2,00
SV-P (0 - 20) 3	1,65	1,20	1,65	1,00	3,05	2,80	12,50	1,70	1,20	2,45
Moyenne \pm écartype	1,80 \pm 0,13	1,15 \pm 0,05	1,62 \pm 0,03	0,93 \pm 0,06	3,25 \pm 0,18	2,55 \pm 0,23	12,12 \pm 0,35	1,60 \pm 0,09	1,20 \pm 0,10	2,05 \pm 0,38
SV-P (Rhizosphérique) 1	1,65	3,98	1,70	1,00	21,20	2,65	20,40	1,75	1,10	2,80
SV-P (Rhizosphérique) 2	1,45	3,73	1,70	0,95	22,85	2,40	19,80	1,70	1,20	2,65
SV-P (Rhizosphérique) 3	1,60	3,85	1,70	1,00	24,75	2,70	20,60	1,90	1,15	2,40
Moyenne \pm écartype	1,57 \pm 0,10	3,85 \pm 0,13	1,70 \pm 0,00	0,98 \pm 0,03	22,93 \pm 1,78	2,58 \pm 0,16	20,27 \pm 0,42	1,78 \pm 0,10	1,15 \pm 0,05	2,62 \pm 0,20

Annexe 5-8: Teneurs en éléments minéraux extractibles au $MgCl_2$ dans le sol ferrugineux 6 mois après apport de Cu et Cd – Etude lysimétrique en conditions extérieures.

Sol ferrugineux	Al (µg/g)	Cd (µg/g)	Co (µg/g)	Cr (µg/g)	Cu (µg/g)	Fe (µg/g)	Mn (µg/g)	Ni (µg/g)	Pb (µg/g)	Zn (µg/g)
SF-NP (0 - 5) 1	11,60	1,38	1,70	1,10	150,00	3,35	14,00	1,35	1,80	2,40
SF-NP (0 - 5) 2	11,70	1,38	1,70	1,05	156,00	3,20	13,90	1,30	1,60	2,45
SF-NP (0 - 5) 3	8,05	1,10	1,65	1,00	99,00	3,05	9,70	1,20	1,50	2,00
Moyenne ± écartype	10,45 ± 2,08	1,28 ± 0,16	1,68 ± 0,03	1,05 ± 0,05	135,00 ± 31,32	3,20 ± 0,15	12,53 ± 2,45	1,28 ± 0,08	1,63 ± 0,15	2,28 ± 0,25
SF-NP (5 - 10) 1	19,15	1,55	1,70	1,40	35,40	4,20	12,05	1,50	1,00	2,40
SF-NP (5 - 10) 2	17,85	1,45	1,65	0,95	32,25	2,70	10,95	1,35	1,25	1,90
SF-NP (5 - 10) 3	19,25	1,58	1,70	0,95	35,50	2,60	12,25	1,30	1,20	2,15
Moyenne ± écartype	18,75 ± 0,78	1,53 ± 0,07	1,68 ± 0,03	1,10 ± 0,26	34,38 ± 1,85	3,17 ± 0,90	11,75 ± 0,70	1,38 ± 0,10	1,15 ± 0,13	2,15 ± 0,25
SF-NP (10 - 15) 1	20,70	1,63	1,60	0,95	3,00	2,55	11,30	1,35	1,15	1,75
SF-NP (10 - 15) 2	18,80	1,43	1,60	0,95	2,45	2,55	9,65	1,25	1,10	1,60
SF-NP (10 - 15) 3	17,20	1,35	1,60	0,95	2,50	2,55	8,75	1,25	1,10	1,50
Moyenne ± écartype	18,90 ± 1,75	1,47 ± 0,14	1,60 ± 0,00	0,95 ± 0,00	2,65 ± 0,30	2,55 ± 0,00	9,90 ± 1,29	1,28 ± 0,06	1,12 ± 0,03	1,62 ± 0,13
SF-NP (15 - 20) 1	16,55	0,90	1,60	0,95	0,70	2,55	10,25	1,25	1,05	1,40
SF-NP (15 - 20) 2	17,05	0,93	1,60	0,90	0,70	2,40	10,70	1,25	1,90	1,70
SF-NP (15 - 20) 3	14,50	0,88	1,60	0,90	0,70	2,45	9,55	1,30	1,05	1,40
Moyenne ± écartype	16,03 ± 1,35	0,90 ± 0,02	1,60 ± 0,00	0,92 ± 0,03	0,70 ± 0,00	2,47 ± 0,08	10,17 ± 0,58	1,27 ± 0,03	1,33 ± 0,49	1,50 ± 0,17
SF-P (1) (0 - 5) 1	8,70	1,45	1,70	0,95	125,00	2,65	13,60	1,20	1,90	2,05
SF-P (1) (0 - 5) 2	8,85	1,55	1,70	1,05	137,50	2,95	14,75	1,30	1,60	2,20
SF-P (1) (0 - 5) 3	9,05	1,53	1,75	1,35	134,50	3,80	14,45	1,65	2,15	2,25
Moyenne ± écartype	8,87 ± 0,17	1,51 ± 0,05	1,72 ± 0,03	1,12 ± 0,21	132,33 ± 6,53	3,13 ± 0,60	14,27 ± 0,60	1,38 ± 0,24	1,88 ± 0,27	2,17 ± 0,10
SF-P (1) (5 - 10) 1	14,65	1,78	1,65	0,95	23,80	2,60	12,90	1,35	1,15	1,60
SF-P (1) (5 - 10) 2	16,10	1,88	1,65	1,00	25,80	2,80	13,70	1,35	1,10	1,70
SF-P (1) (5 - 10) 3	17,95	2,10	1,65	1,00	29,10	2,90	16,05	1,35	1,15	2,05
Moyenne ± écartype	16,23 ± 1,65	1,92 ± 0,17	1,65 ± 0,00	0,98 ± 0,03	26,23 ± 2,68	2,77 ± 0,15	14,22 ± 1,64	1,35 ± 0,00	1,13 ± 0,03	1,78 ± 0,24
SF-P (1) (10 - 15) 1	16,50	1,03	1,55	1,15	1,60	3,20	10,30	1,40	1,20	1,35
SF-P (1) (10 - 15) 2	17,15	1,00	1,60	1,25	1,60	3,55	9,80	1,65	1,15	1,45
SF-P (1) (10 - 15) 3	16,30	1,08	1,60	0,95	1,80	2,65	10,85	1,40	1,15	1,40
Moyenne ± écartype	16,65 ± 0,44	1,03 ± 0,04	1,58 ± 0,03	1,12 ± 0,15	1,67 ± 0,11	3,13 ± 0,45	10,32 ± 0,52	1,48 ± 0,14	1,17 ± 0,03	1,40 ± 0,05
SF-P (1) (15 - 20) 1	11,95	0,63	1,55	0,90	0,75	2,45	9,90	1,20	1,05	1,35
SF-P (1) (15 - 20) 2	11,95	0,63	1,55	0,90	0,70	2,35	9,80	1,25	1,15	1,25
SF-P (1) (15 - 20) 3	15,85	0,68	1,55	1,00	0,75	2,70	12,65	1,25	1,25	2,35
Moyenne ± écartype	13,25 ± 2,25	0,64 ± 0,03	1,55 ± 0,00	0,93 ± 0,06	0,73 ± 0,03	2,50 ± 0,18	10,78 ± 1,62	1,23 ± 0,03	1,15 ± 0,10	1,65 ± 0,61
SF-P (1) (0 - 20) 1	13,90	1,38	1,65	0,90	47,35	2,45	13,70	1,25	1,15	1,65
SF-P (1) (0 - 20) 2	15,65	1,43	1,70	1,15	48,05	3,25	14,55	1,40	1,25	1,60
SF-P (1) (0 - 20) 3	16,85	1,55	1,70	0,95	50,50	2,65	15,85	1,30	1,10	1,70
Moyenne ± écartype	15,47 ± 1,48	1,45 ± 0,09	1,68 ± 0,03	1,00 ± 0,13	48,63 ± 1,65	2,78 ± 0,42	14,70 ± 1,08	1,32 ± 0,08	1,17 ± 0,08	1,65 ± 0,05
SF-P (1) (Rhizosphérique) 1	5,05	2,03	1,80	1,10	85,50	3,30	21,90	1,35	1,55	3,25
SF-P (1) (Rhizosphérique) 2	5,20	2,05	1,80	1,25	86,50	3,85	22,30	1,40	1,60	2,85
SF-P (1) (Rhizosphérique) 3	5,20	2,00	1,80	0,90	86,50	2,85	21,80	1,25	1,35	3,15
Moyenne ± écartype	5,15 ± 0,09	2,03 ± 0,03	1,80 ± 0,00	1,08 ± 0,17	86,17 ± 0,58	3,33 ± 0,50	22,00 ± 0,26	1,33 ± 0,08	1,50 ± 0,13	3,08 ± 0,21
SF-P (2) (0 - 5) 1	11,45	1,63	1,80	0,95	172,00	2,90	19,20	1,20	1,60	2,00
SF-P (2) (0 - 5) 2	9,00	1,33	1,75	1,00	130,50	3,20	14,85	1,20	1,80	1,65
SF-P (2) (0 - 5) 3	13,20	1,68	1,80	0,95	178,00	3,30	19,35	1,25	2,10	2,65
Moyenne ± écartype	11,22 ± 2,11	1,54 ± 0,19	1,78 ± 0,03	0,97 ± 0,03	160,17 ± 25,87	3,13 ± 0,21	17,80 ± 2,56	1,22 ± 0,03	1,83 ± 0,25	2,10 ± 0,51
SF-P (2) (5 - 10) 1	18,70	1,68	1,70	1,10	22,45	3,65	14,70	1,55	1,30	1,45
SF-P (2) (5 - 10) 2	19,00	1,80	1,75	1,05	23,35	6,10	17,30	1,40	1,15	3,20
SF-P (2) (5 - 10) 3	18,30	1,73	1,75	1,00	21,35	8,05	15,95	1,45	1,20	1,75
Moyenne ± écartype	18,67 ± 0,35	1,73 ± 0,06	1,73 ± 0,03	1,05 ± 0,05	22,38 ± 1,00	5,93 ± 2,20	15,98 ± 1,30	1,47 ± 0,08	1,22 ± 0,08	2,13 ± 0,94
SF-P (2) (10 - 15) 1	16,15	1,13	1,60	1,05	0,80	3,20	11,10	1,50	1,15	1,15
SF-P (2) (10 - 15) 2	19,15	1,30	1,65	1,10	0,90	3,50	16,85	1,55	1,15	2,05
SF-P (2) (10 - 15) 3	15,25	1,10	1,60	1,00	0,85	3,55	13,05	1,45	1,25	1,10
Moyenne ± écartype	16,85 ± 2,04	1,18 ± 0,11	1,62 ± 0,03	1,05 ± 0,05	0,85 ± 0,05	3,42 ± 0,19	13,67 ± 2,92	1,50 ± 0,05	1,18 ± 0,06	1,43 ± 0,53
SF-P (2) (15 - 20) 1	14,90	4,35	1,60	0,95	5,50	3,50	11,30	1,45	1,20	7,15
SF-P (2) (15 - 20) 2	13,25	0,60	1,60	0,90	0,70	2,80	9,95	1,25	1,05	1,10
SF-P (2) (15 - 20) 3	16,05	0,63	1,60	0,95	0,70	2,85	11,80	1,25	1,30	1,25
Moyenne ± écartype	14,73 ± 1,41	1,86 ± 2,16	1,60 ± 0,00	0,93 ± 0,03	2,30 ± 2,77	3,05 ± 0,39	11,02 ± 0,96	1,32 ± 0,11	1,18 ± 0,13	3,17 ± 3,45
SF-P (2) (0 - 20) 1	17,85	1,43	1,70	0,90	46,10	2,65	14,30	1,25	1,20	1,35
SF-P (2) (0 - 20) 2	19,55	1,45	1,70	0,95	49,35	2,80	15,05	1,30	1,20	1,40
SF-P (2) (0 - 20) 3	15,70	1,38	1,70	0,95	42,80	2,80	14,40	1,25	1,25	1,25
Moyenne ± écartype	17,70 ± 1,93	1,42 ± 0,04	1,70 ± 0,00	0,93 ± 0,03	46,08 ± 3,28	2,75 ± 0,09	14,58 ± 0,41	1,27 ± 0,03	1,22 ± 0,03	1,33 ± 0,08
SF-P (2) (Rhizosphérique) 1	4,90	2,83	1,75	0,95	151,00	2,65	18,45	1,25	1,90	2,25
SF-P (2) (Rhizosphérique) 2	4,80	2,30	1,70	0,95	139,00	2,70	17,15	1,25	1,45	2,60
SF-P (2) (Rhizosphérique) 3	4,90	2,28	1,70	1,00	140,00	2,70	15,15	1,25	1,75	2,00
Moyenne ± écartype	4,87 ± 0,06	2,47 ± 0,31	1,72 ± 0,03	0,97 ± 0,03	143,33 ± 6,66	2,68 ± 0,03	16,92 ± 1,66	1,25 ± 0,00	1,70 ± 0,23	2,28 ± 0,30

Annexes

Annexe 5-9: Quantités moyennes en Cu et Cd extractibles au MgCl₂ dans les profils de sols 6 mois après traitement – Etude lysimétrique en conditions extérieures

Echantillons	Cadmium			Cuivre		
	Concentration (mg kg ⁻¹)	Quantité (mg)	en % de la quantité appliquée	Concentration (mg kg ⁻¹)	Quantité (mg)	en % de la quantité appliquée
SV-NP (0 - 5)	3,13	5,89	29,45	54,18	101,86	10,19
SV-NP (5 - 10)	1,11	2,26	11,31	1,95	3,98	0,40
SV-NP (10 - 15)	0,61	1,41	7,03	0,70	1,62	0,16
SV-NP (15 - 20)	0,55	1,38	6,90	0,65	1,63	0,16
Total	5,40	10,94	54,69	57,48	109,09	10,91
SV-P (0 - 5)	2,61	2,97	14,87	16,77	19,11	1,91
SV-P (5 - 10)	0,85	0,91	4,55	1,15	1,23	0,12
SV-P (10 - 15)	0,58	0,68	3,38	0,75	0,87	0,09
SV-P (15 - 20)	0,55	0,64	3,19	0,68	0,79	0,08
SV-P (0 - 20)	1,15	4,63	23,17	3,25	13,10	1,31
SV-P (Rhizosphérique)	3,85	0,39	1,93	22,93	2,29	0,23
Total	9,59	10,22	51,09	45,53	37,40	3,74
SF-NP (0 - 5)	1,28	3,08	15,40	135,00	324,00	32,40
SF-NP (5 - 10)	1,53	3,07	15,33	34,38	69,11	6,91
SF-NP (10 - 15)	1,47	3,48	17,38	2,65	6,28	0,63
SF-NP (15 - 20)	0,90	2,14	10,71	0,70	1,67	0,17
Total	5,18	11,76	58,82	172,73	401,06	40,11
SF-P (1) (0 - 5)	1,51	1,92	9,58	132,33	168,06	16,81
SF-P (1) (5 - 10)	1,92	2,40	11,98	26,23	32,79	3,28
SF-P (1) (10 - 15)	1,03	1,17	5,84	1,67	1,88	0,19
SF-P (1) (15 - 20)	0,64	0,89	4,46	0,73	1,02	0,10
SF-P (1) (0 - 20)	1,45	5,70	28,49	48,63	191,13	19,11
SF-P (1) (Rhizosphérique)	2,03	0,10	0,51	86,17	4,31	0,43
Total	8,58	12,17	60,85	295,77	399,20	39,92
SF-P (2) (0 - 5)	1,54	1,56	7,79	160,17	161,77	16,18
SF-P (2) (5 - 10)	1,73	1,73	8,67	22,38	22,38	2,24
SF-P (2) (10 - 15)	1,18	1,34	6,70	0,85	0,97	0,10
SF-P (2) (15 - 20)	1,86	2,30	11,52	2,30	2,85	0,29
SF-P (2) (0 - 20)	1,42	6,96	34,78	46,08	226,27	22,63
SF-P (2) (Rhizosphérique)	2,47	0,12	0,62	143,33	7,17	0,72
Total	10,19	14,01	70,07	375,12	421,41	42,14

Annexes

Annexe 5-10 : Teneurs éléments minéraux dans les parties aériennes et dans les racines du vétiver 6 mois après apport de Cu et Cd – Etude lysimétrique en conditions extérieures.

Annexe 5-10.1 : Teneurs éléments minéraux dans les **feuilles du vétiver** 6 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Feuilles										
	Al (mg/kg)	Cd (mg/kg)	Co (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	Fe (mg/kg)	Mn (mg/kg)	Ni (mg/kg)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)	
SV-NP	1466,67	5,50	9,54	866,50	330,83	4145,83	166,25	493,75	4,79	44,29	
SF-P (1)	1300,42	6,38	12,38	1482,29	526	6150	189,17	840,42	10,71	41,79	
SF-NP (2)	1344,58	10,38	0,96	6,96	693,75	625,83	177,13	2,25	5,08	56,88	

Annexe 5-10 .2 : Teneurs éléments minéraux dans les **racines du vétiver** 6 mois après apport de Cu et Cd.

Echantillons	Racines										
	Al (mg/kg)	Cd (mg/kg)	Co (mg/kg)	Cr (mg/kg)	Cu (mg/kg)	Fe (mg/kg)	Mn (mg/kg)	Ni (mg/kg)	Pb (mg/kg)	Zn (mg/kg)	
SV-NP	2641,67	13,96	3,21	6,33	585,83	2166,67	135,83	3,83	2,33	61,63	
SF-P (1)	2441,67	19,29	3,83	4,5	1916,67	2150	244,58	2,17	3,25	51,71	
SF-NP (2)	1144,17	17,67	2,67	1,79	1312,5	599,58	170,42	1,5	2,04	60,54	

Annexe 5-11 : Poids secs des 10 colonnes de sols sur différents niveaux à la fin de l'expérimentation – en conditions extérieures.

Sols ayant reçu l'endosulfan		Sol ayant reçu le mélange Cu + Cd	
échantillons	Poids de sol sec (kg)	Echantillons	Poids de sol sec (kg)
SV-NP-E (0 - 5)	2,21	SV-NP (0 - 5)	1,88
SV-NP-E (5 - 10)	1,94	SV-NP (5 - 10)	2,04
SV-NP-E (10 - 15)	2,05	SV-NP (10 - 15)	2,31
SV-NP-E (15 - 20)	2,56	SV-NP (15 - 20)	2,51
Terre restante	0,3	Terre restante	0,37
Total	9,06	Total	9,11
SV-P-E (1) (0 - 5)	0,92	SV-P (0 - 5)	1,14
SV-P-E (1) (5 - 10)	1,08	SV-P (5 - 10)	1,07
SV-P-E (1) (10 - 15)	0,82	SV-P (10 - 15)	1,16
SV-P-E (1) (15 - 20)	1,08	SV-P (15 - 20)	1,16
SV-P-E (1) (0 - 20)	4,56	SV-P (0 - 20)	4,03
SV-P-E (1) (rhizosphérique)	0,02	SV-P (rhizosphérique)	0,01
Terre restante	0,50	Terre restante	0,47
Total	8,98	Total	9,04
SV-P-E (2) (0 - 5)	1,14	SF-NP (0 - 5)	2,40
SV-P-E (2) (5 - 10)	1,07	SF-NP (5 - 10)	2,01
SV-P-E (2) (10 - 15)	1,16	SF-NP (10 - 15)	2,37
SV-P-E (2) (15 - 20)	1,16	SF-NP (15 - 20)	2,38
SV-P-E (2) (0 - 20)	4,03	Terre restante	0,07
SV-P-E (2) (rhizosphérique)	0,01	Total	9,23
Terre restante	0,47	SF-P 1 (0 - 5)	1,27
Total	9,04	SF-P 1 (5 - 10)	1,25
SF-NP-E (0 - 5)	2,40	SF-P 1 (10 - 15)	1,13
SF-NP-E (5 - 10)	2,63	SF-P 1 (15 - 20)	1,39
SF-NP-E (10 - 15)	1,95	SF-P 1 (0 - 20)	3,93
SF-NP-E (15 - 20)	2,05	SF-P 1 (rhizosphérique)	0,05
Terre restante	0,21	Terre restante	0,18
Total	9,24	Total	9,20
SF-P-E (1) (0 - 5)	0,82	SF-P 2 (0 - 5)	1,01
SF-P-E (1) (5 - 10)	1,37	SF-P 2 (5 - 10)	1,00
SF-P-E (1) (10 - 15)	1,38	SF-P 2 (10 - 15)	1,14
SF-P-E (1) (15 - 20)	1,40	SF-P 2 (15 - 20)	1,04
SF-P-E (1) (0 - 20)	4,30	SF-P 2 (0 - 20)	4,91
SF-P-E (rhizosphérique)	0,01	SF-P 2 (rhizosphérique)	0,01
Terre restante	0,01	Terre restante	0,15
Total	9,29	Total	9,26

Annexe 6 : Récapitulatif des différentes questions à l'origine de ces travaux ainsi que des réponses apportées.

Questions scientifiques	Expériences réalisées	Résultats
Adsorption de l'endosulfan, de Cu et Cd dans SV et SF :		
(a) Influence du vétiver ?	(1) Expériences en batch, temps d'équilibration 24 h, à 24°C	(a) En présence du vétiver : adsorption de l'endosulfan, de Cu et Cd plus importante que dans les sols non plantés.
(b) Influence de la nature du sol sur l'effet du vétiver ?		(b) adsorption de l'endosulfan : vétiver plus efficace dans SV (1,3 ×) > SF (1,1 ×)
		adsorption Cu et Cd : vétiver plus efficace dans SF (9,6 et 2,1×) > SV (1,5 et 1,4×)
Devenir de l'endosulfan, de Cu et Cd dans le système sol-vétiver :		
(a) Influence du vétiver ?	(2) Essais en vases de végétation dans un phytotron avec sols ayant reçu les micropolluants. humidité de l'air à 70 %, température de 24°C jour et 16 °C nuit. Durée 6 mois : Suivi de micropolluants dans les sols et dans le vétiver.	(a) En présence du vétiver : teneurs en résidus d'endosulfan 2 fois plus faibles comparé aux sols non plantés. vétiver stimule la microflore dégradant l'endosulfan dans les sols.
(b) Influence de la nature du sol sur l'effet du vétiver ?		Dans les sols plantés, les teneurs en Cu et Cd sont plus faibles que celles mesurées dans les sols non plantés. . (b) disparition d'endosulfan : vétiver plus efficace sur SV (5 ×) > SF (2 ×).
		Absorption de Cu et Cd par le vétiver : sur SF [Cu (6,3% - 16,8%) et Cd (14,6% - 23,8%)] > sur SV [Cu (3% - 3,8%) et Cd (3,6% - 8,3%)] 6 mois après traitement.
Mouvement vertical de l'endosulfan, de Cu et Cd :		
(a) Influence du vétiver ?	(3) lessivage dans les lysimètres en conditions naturelles	(a) En présence du vétiver : ➤ lessivage d'endosulfan < sols non plantés ➤ lessivage Cu > SV et < SF non plantés ➤ lessivage Cd < sols non plantés
(b) Influence de la nature du sol sur l'effet du vétiver ?		(b) Réduction lessivage endosulfan : vétiver plus efficace sur SF (3,6 ×) > SV (2 ×). Réduction lessivage Cd : vétiver plus efficace sur SV > SF. Lessivage Cu : augmente dans SV en présence du vétiver vétiver plus efficace sur SF pour le lessivage de Cu (7 × moins)
		Pour toutes les modalités : Faibles quantités lessivées de l'endosulfan (0,01 - 0,07%) et de Cu (0,001 - 0,01%) comparé à Cd (0,04 - 1,48%).

SV : sol vertique ; SF : sol ferrugineux

