

Université de Montréal

**Effet des macrophytes aquatiques sur le traitement d'eau contaminée à l'ACC et
au PCP**

Par Emmanuelle Demers

Institut de recherche en biologie végétale, Département de sciences biologiques,

Faculté des arts et des sciences

Faculté des Arts et des sciences en vue de l'obtention du grade de Maîtrise en
sciences biologiques

janvier 2015

© Emmanuelle Demers, 2015

RÉSUMÉ

L'objectif principal de ce projet est d'évaluer le potentiel d'un système de marais filtrants combinés pour le traitement d'un lixiviat contaminé aux agents de préservations du bois - l'arséniate de cuivre chromaté (ACC) et le pentachlorophénol (PCP) - en portant une attention particulière au rôle des plantes. Pour ce faire, une expérience en pot faisant varier la concentration d'exposition de quatre espèces de macrophyte (*Typha angustifolia*, *Phalaris arundinacea*, *Phragmites australis americanus* et *Phragmites australis australis*) a été effectuée. Le suivi de quatre marais filtrants à écoulement horizontal sous-surfacique, plantés d'une des quatre espèces de macrophyte et d'un bassin planté de saules (*Salix Miyabeana SX67*) a également été réalisé. La résistance des plantes au milieu contaminé, la capacité de bioaccumulation des macrophytes et les efficacités de traitement des différents systèmes ont été analysés. Nos résultats montrent que la concentration d'exposition n'influence pas la capacité des plantes à croître en milieu contaminé. Par contre, il existe une relation dose-réponse entre la concentration d'exposition et la capacité de bioaccumulation des macrophytes. Les quatre marais pilotes ont tous des efficacités de traitements supérieures à 55% en 2013 et 82% en 2014 pour les contaminants à l'étude. Le bassin de saule a la capacité théorique d'évapotranspirer jusqu'à 1200 L par jour. De plus, ses efficacités de traitements sont supérieures à 59% pour tous les composés à l'étude. L'utilisation de marais filtrants pour le traitement d'un lixiviat contaminé aux agents de préservations du bois est donc une alternative intéressante aux méthodes de traitement conventionnel.

MOTS CLÉS

Macrophytes, ACC, PCP, dioxines, furanes, marais filtrants, phytoremédiation

ABSTRACT

The main objective of this project is to evaluate the capacity of a combined constructed wetland system to treat a leachate polluted with two wood preservatives- chromium copper arsenate (CCA) and pentachlorophenol (PCP)- according a particular importance to the role of plants. The effect of the exposure concentration on four macrophytes species (*Typha angustifolia*, *Phalaris arundinacea*, *Phragmites australis americanus* and *Phragmites australis australis*) was evaluated using a pot experiment. Four HSSF pilot constructed wetlands, planted with one of these plants species, were monitored. The role of an HSSF constructed wetland, planted with willow (*Salix Miyabeana SX67*), placed at the end of the treatment chain was also assessed. The plants growth and survival and their bioaccumulation capacity were measured, and the system treatment efficiencies were monitored. There was no effect of the concentration on plants growth but the higher exposure concentration resulted in a higher bioaccumulation in the roots of the four macrophytes. All four pilots CW showed treatment efficiencies superior to 55% in 2013 and to 82% in 2014 for the pollutants tested. The willows CW have the theoretical capacity to evapotranspire up to 1200 L of water. Its treatments efficiencies were over 59% for all the pollutants tested. A combined constructed wetland system is a good alternative to conventional methods to treat a leachate polluted with wood preservatives.

KEYWORDS

Macrophytes, CCA, PCP, dioxins, furans, constructed wetlands, phytoremediation

TABLE DES MATIÈRES

Résumé.....	i
Mots clés.....	ii
Abstract.....	iii
Keywords.....	iii
Table des matières	iv
Liste des figures.....	viii
Liste des tableaux	x
Liste des sigles et abréviations	xi
Remerciements.....	xii
Avant-propos	xiv
1. Chapitre 1 : Introduction.....	1
1.1. Les agents de préservation du bois	1
1.1.1. L'arséniate de cuivre chromaté.....	1
1.1.2. Le pentachlorophénol	1
1.2. Les méthodes de traitement d'un lixiviat contaminé	2
1.2.1. Incinération.....	2
1.2.2. Adsorption.....	2
1.2.3. Oxydation et réduction.....	3
1.2.4. Bioremédiation.....	3
1.3. Les marais filtrants	4
1.3.1. Les types de marais filtrants.....	4
1.3.2. Le rôle des plantes en marais filtrants	7
1.3.3. Le choix des végétaux	9
1.4. Les éléments traces	10
1.4.1. Propriété physico-chimiques des éléments traces.....	10

1.4.2.	Phytotoxicité des éléments traces	12
1.4.3.	Phytoaccumulation des éléments traces.....	15
1.4.4.	Traitement des éléments traces en marais filtrants	19
1.5.	Les chlorophénols	24
1.5.1.	Caractéristiques physico-chimiques des chlorophénols.....	24
1.5.2.	Phytotoxicité des chlorophénols.....	26
1.5.3.	Phytoaccumulation des chlorophénols	27
1.5.4.	Le traitement des chlorophénols en marais filtrants	29
1.6.	Les dioxines et les furanes	32
1.6.1.	Propriétés physico-chimiques des dioxines et furanes	32
	Figure 1.3 : Structure chimique générale des a) Dioxines, b) furanes. Tirée de.....	32
1.6.2.	Phytotoxicité des dioxines et furanes.....	35
	Figure 1.4.....	36
1.6.3.	Phytoaccumulation de dioxines et furanes	37
1.6.4.	Traitement des dioxines et furanes par marais filtrants	39
1.7.	Contamination mixte	42
1.7.1.	Caractéristiques générales d'une contamination mixte	42
1.7.2.	Phytotoxicité d'une contamination mixte.....	42
1.7.3.	Effet d'une contamination mixte sur la phytoaccumulation.....	43
1.7.4.	Traitement d'une contamination mixte en marais filtrants.....	44
1.8.	Recherche et perspectives	45
1.9.	Objectifs et hypothèses	46
2.	Chapitre 2 : Expérience en pots testant l'effet de la concentration du lixiviat.....	48
2.1.	Objectifs.....	48
2.2.	Méthodologie.....	48
2.2.1.	Dispositif expérimental :	48
2.2.2.	Alimentation du dispositif :	49
2.2.3.	Matériel végétal :	50
2.2.4.	Prise de données :	50

2.2.5.	Analyse de données :.....	51
2.3.	Résultats.....	56
2.3.1.	Survie et résistance des plantes :.....	56
2.3.2.	Capacité de bioaccumulation des plantes :.....	59
2.4.	Discussion	64
2.4.1.	Survie et résistance des plantes :.....	64
2.4.2.	Capacité de bioaccumulation des plantes :.....	68
2.5.	Conclusion	73
3.	Chapitre 3 : Comparaison du potentiel de traitement de quatre espèces de macrophytes en marais pilotes.....	74
3.1.	Objectifs.....	74
3.2.	Matériel et méthode:	74
3.2.1.	Dispositif expérimental :.....	74
3.2.2.	Matériel végétal :.....	75
3.2.3.	Prise de données :.....	76
3.2.4.	Analyse des données :.....	77
3.3.	Résultats.....	80
3.3.1.	Survie et résistance des plantes :.....	80
3.3.2.	Capacité de bioaccumulation des plantes :.....	82
3.3.3.	Efficacité de traitement des marais pilotes :.....	85
3.4.	Discussion	91
3.4.1.	Survie et résistance des plantes :.....	91
3.4.2.	Capacité de bioaccumulation des plantes :.....	92
3.4.3.	Efficacité de traitement des marais :.....	95
3.5.	Conclusion	100
4.	Chapitre 4 : rôle d'un bassin de saules situé en fin de chaîne de traitement.....	102
4.1.	Objectif.....	102
4.2.	Matériel et méthode	102
4.2.1.	Dispositif expérimental :.....	102

4.2.2.	Matériel végétal :.....	103
4.2.3.	Prise de données :.....	103
4.2.4.	Analyse des données :.....	104
4.3.	Résultats.....	106
4.3.1.	Survie et résistance des plantes :.....	106
4.3.2.	Capacité de bioaccumulation des plantes :.....	107
4.3.3.	Efficacité de traitement du bassin de saules :.....	108
4.3.4.	Capacité d'évapotranspiration du bassin de saules.....	111
4.4.	Discussion	111
4.4.1.	Survie et résistance des plantes :.....	111
4.4.2.	Capacité de bioaccumulation des plantes :.....	111
4.4.3.	Efficacité de traitement du bassin de saules :.....	113
4.4.4.	Capacité d'évapotranspiration du bassin de saules.....	114
4.5.	Conclusion	118
	Conclusion générale.....	119
	Références.....	122
	ANNEXE 1 : Plan du site expérimental.....	131
	ANNEXE 2 : Plan de construction des marais pilotes et du bassin de saules.....	132
	Annexe 3: Données brutes expérience en pots.....	134
	Annexe 4 : Résultats des analyses statistiques, expériences en pots.....	191
	Annexe 5: Données brutes, marais IRBV et bassin de saules.....	197
	Annexe 6 : Bilan hydrique du bassin de saules	244
	Annexe 7 : Méthode d'analyse des photos de racines avec le CI-690 root snap!	247
	Annexe 8 : Photo des dispositifs expérimentaux.....	274

LISTE DES FIGURES

Figure 1.1. Représentation schématique des différents types de marais filtrants. a) VF, b) HSSF C) FWS. Tiré de Vymazal <i>et al.</i> (1998).....	6
Figure 1.2. Mécanismes impliqués dans la phytoremédiation de contaminants.Tiré de Pilon-Smits (2005).....	9
Figure 1.3 : Structure chimique générale des a) Dioxines, b) furanes. Tirée de Badea (2013). ..	32
Figure 1.4. Effet morphologique des TCDD sur la croissance d' <i>Arabidopsis thaliana</i> . a) plante exposée à des concentrations variant entre 0 et 100 ng/L de TCDD et b) comparaison entre la feuille d'un témoin (droite) à une feuille exposée à 10ng/L de TCDD. Tirée de Hanano <i>et al.</i> (2013). ..	36
Figure 2.1. Dispositif expérimental de l'expérience en pots. a) et b) présentent respectivement le schéma d'une vue aérienne et d'une coupe d'un bac de traitement. c) présente un schéma et une photo de l'organisation spatiale des bacs de traitement. Légende : PH : <i>Phalaris arundinacea</i> , PE : <i>Phragmites australis australis</i> , PI : <i>Phragmites australis americanus</i> , T : <i>Typha angustifolia</i> . C ₁ , C ₂ et C ₃ représentent les 3 traitements utilisés et C ₀ représente le témoin.....	54
Figure 2.2. Production de biomasse aérienne, souterraine et totale pour les quatre espèces de macrophytes présentes dans l'expérience en pots après a) 35 jours et b) 70 jours d'exposition. C ₁ , C ₂ et C ₃ sont les trois concentrations d'eau contaminée utilisées et C ₀ est le témoin.....	58
Figure 2.3. Teneur en arsenic (mg/kg MS) des tissus souterrains des quatre espèces de macrophytes à l'étude exposées aux 3 concentrations d'eau contaminée (C ₁ , C ₂ et C ₃). Les teneurs ont été mesurées après 35 et 70 jours d'exposition. MS = masse sèche. a et b présentent les concentrations qui sont significativement différentes les unes des autres avec un seuil de probabilité fixé à 0,05.	60
Figure 2.4. Teneur en chlorophénols (mg/kg MS) des tissus souterrains des quatre espèces de macrophytes exposées aux 3 concentrations d'eau contaminée (C ₁ , C ₂ et C ₃). Les teneurs ont été mesurées après 35 et 70 jours d'exposition. MS = masse sèche. a) somme des monochlorophénols b) somme des dichlorophénols, c) somme des trichlorophénols, d) somme des tétrachlorophénols et e) somme des pentachlorophénols. a et b présentent les concentrations qui sont significativement différentes les unes des autres à un seuil de probabilité fixé à 0,05.....	62
Figure 3.1. Schéma (vue en coupe et en plan) (a) et photos (b) du dispositif expérimental des marais pilotes. 1 : <i>Typha angustifolia</i> , 2 : <i>Phragmites australis australis</i> , 3 : <i>Phalaris arundinacea</i> , 4 : <i>Phragmites australis americanus</i>	79
Figure 3.2. Teneur en dioxines et furanes des tissus a) aériens et b) souterrains des macrophytes des marais pilotes (ng/kg MS).	84

Figure 3.3. Comparaison de la teneur en dioxines et furanes présentes dans les tissus de <i>Phragmites australis australis</i> dans un marais pilote et dans un témoin.	85
Figure 3.4. Concentration de métaux présents dans l’affluent et l’effluent des quatre marais pilotes pour les années 2013 et 2014 a) arsenic, b) chrome, c) cuivre. La ligne pointillée rouge présente les moyennes des concentrations de l’affluent calculé sur 2 ans.....	86
Figure 3.5. Concentration de chlorophénols ($\mu\text{g/L}$) présents dans l’affluent et l’effluent des quatre marais pilotes au cours des campagnes d’échantillonnages de 2013 et 2014. a) monochlorophénol b) dichlorophénol c) tetrachlorophénol d) pentachlorophénol.....	89
Figure 3.6. Moyenne des concentrations en dioxines et furanes mesurées au mois de juin 2013 et 2014 dans l’affluent et l’effluent des marais IRBV.....	90
Figure 4.1. Schéma d’une vue en plan (a) et photo (b) du bassin de saules.....	105
Figure 4.2. Teneur en dioxines et furanes des différentes parties de saules (ng/kg MS).....	107
Figure 4.3. Concentration en métaux (mg/L) de l’affluent et de l’effluent du bassin de saules lors des campagnes d’échantillonnages de 2013 et 2014.	109
Figure 4.4. Somme en équivalent toxique (pg/L-TEQ) de la concentration en dioxines et furanes présents dans l’affluent et l’effluent du bassin de saules.....	110

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1.I. Résumé des articles scientifiques portant sur le traitement d'arsenic, de chrome ou de cuivre en marais filtrants.....	23
Tableau 1.II. Propriétés physico-chimiques des chlorophénols.....	25
Tableau 1.III. Facteurs internationaux de toxicité développés par l'OMS (1998) pour les PCDD et les PCDF	34
Tableau 2.I. Concentration en contaminants ($\mu\text{g/L}$) des traitements C_1 , C_2 et C_3 auxquels les macrophytes ont été exposés du jour 1 à 35 et du jour 35 à 70 de l'expérience.	55
Tableau 2.II. Résultat des tests statistiques de Kruskal-Wallis en fonction de l'espèce de macrophyte. Les résultats présentés sont la p-value. Les valeurs statistiquement significatives sont présentées en gras.....	63
Tableau 3.I. Données relatives à la croissance des plantes des marais pilotes lors des 3 années de croissance (2012, 2013 et 2014)	81
Tableau 3.II. Estimations des paramètres du système racinaire des macrophytes des quatre marais pilotes calculées à l'aide du <i>CI-690 root snap</i> . Moyenne annuelle des deux mesures par marais.....	82
Tableau 3.III. Moyenne des efficacités de traitement annuelles des métaux des quatre marais pilotes, exprimée en pourcentage d'enlèvement \pm écart-type.....	87
Tableau 4.I. Caractéristiques de l'affluent du bassin de saule pour les étés 2013 et 2014. ...	103
Tableau 4.II. Tableau récapitulatifs des données de croissance moyenne par arbre du bassin de saules en 2012, 2013 et 2014 basé sur l'analyse de 16 spécimens.....	106
Tableau 4.III. Moyennes des concentrations en polluants et des efficacités de traitement du bassin de saules calculées selon les résultats de 7 campagnes d'échantillonnages lors des étés 2013 et 2014. Les données sont présentées en $\mu\text{g/L}$	108
Tableau 4.IV. Comparaison des efficacités de traitement (%) basées sur les concentrations avec les efficacités de traitement par bilan de masse en supposant une évapotranspiration de 5 mm/d ou 25mm/d.....	116

LISTE DES SIGLES ET ABRÉVIATIONS

ACC: Arséniate de cuivre chromaté

CEAEQ : Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec

DCP: Dichlorophénol

DL-PCB : *Dioxin like* Polychlorobiphényle

FWS : *Free water surface*, marais en eaux libre

HAP : Hydrocarbure aromatiques polycyclique

HpCDD/F : Heptachlorodibenzodioxine/furane

HSSF : *horizontal subsurface flow*, marais à écoulement horizontal sous-surfacique

HxCDD/F : Hexachlorodibenzodioxine/furane

MCP : monochlorophénol

OCDD/F : Octachlorodibenzodioxine/furane

OMS : Organisation mondiale de la santé

OTAN : Organisation de traité de l'atlantique nord

PCB : Polychlorobiphényle

PCDD/F : Polychlorodibenzodioxines et polychlorodibenzofuranes

PCP: pentachlorophénol

PeCDD/F : Pentachlorodibenzodioxine/furane

POP : polluant organique persistant

TCP: Trichlorophénol

TCDD/F : Tétrachlorodibenzodioxine/furane

TeCP: Tétrachlorophénol

TEQ : Facteur d'équivalence de toxicité

THRv : Temps de rétention hydrolique des vides

VF : *Vertical flow*, Marais à écoulement vertical

REMERCIEMENTS

La réalisation d'un mémoire de maîtrise n'est jamais l'œuvre d'une seule personne mais est le résultat de l'effort de plusieurs. Pour cette raison, j'aimerais offrir quelques remerciements aux personnes qui ont contribué, par leurs idées, leurs connaissances ou leur support moral, à l'achèvement de ce mémoire.

Tout d'abord, j'aimerais remercier mon directeur de recherche Jacques Brisson qui m'a ouvert les portes au monde de la recherche et qui m'a poussé à aller vers de nouvelles expériences. Ton soutien académique, ta réponse à mes multiples questions et tes conseils m'ont été d'une aide précieuse tout au long de la réalisation de ma maîtrise. J'aimerais également remercier ma coordonatrice de projet, Julie Vincent qui a été un modèle pour moi dans le domaine de la recherche. Tes connaissances et ton efficacité ont grandement contribué à faire avancer mon projet. Tu m'as appuyée non seulement sur le plan académique mais également sur le plan personnel et je t'en remercie.

J'aimerais également remercier Chantale Gaudrault et François Aubre, mes superviseurs en entreprise, qui m'ont épaulé tout au long de mon projet de recherche, tant sur le terrain qu'en organisant des rencontres pour échanger sur le sujet des polluants à l'étude. Je remercie également tous mes collègues qui sont venus m'aider à faire la collecte de mes données, beau temps, mauvais temps ou qui m'ont prodigué d'importants conseils.

Je remercie également ma famille. Marika et Guillaume, étant vous-même maître depuis peu, vous avez été mon inspiration et mes modèles dans la réalisation de mon mémoire. De plus, je ne pourrais vous remercier suffisamment pour votre contribution linguistique à mon texte. Marika, étant toi-même nouvelle maman et candidate au

doctorat, tu m'as également montré que rien n'est impossible. Guillaume, ta persévérance et ta détermination ont toujours su m'inspirer. Maman, j'aimerais te remercier pour m'avoir guidée vers le domaine de l'environnement. Tu es celle qui m'a permis de réaliser ce que je désirais entreprendre comme carrière. Tu nous as toujours poussés vers les études supérieures et tu as toujours su nous épauler dans nos choix. Papa, la fierté que je vois dans tes yeux quand tu nous regardes me touche et me fait avancer toujours plus loin. Tu nous as inculqué l'art du travail bien fait et la recherche de l'excellence dans tout ce que nous entreprenons et ces valeurs m'ont suivi dans la poursuite de ma maîtrise. J'aimerais également offrir des remerciements à ma belle famille qui sont toujours présents pour moi et qui m'encouragent vers la réussite.

Un merci tout particulier à Pascal. Tu as été un support infailible pour moi lors de ces deux années de travail. Tu m'as encouragée à repousser mes limites toujours un peu plus loin. Tu as cru en moi dès le début et tu m'as donné la confiance en moi nécessaire pour me rendre jusqu'au bout. Ton amour, ton soutien et ton sens de l'humour ont tous été des éléments qui m'ont permis d'atteindre mes objectifs. Tu as également apporté une balance importante à ma vie en me permettant de me détendre et de me changer les idées.

Un dernier merci à Mitacs pour leur soutien financier. Merci également à la Société Québécoise de Phytotechnologie, la Banque Nationale du Canada et le Fonds de Bourses en Sciences Biologiques pour avoir cru en moi et m'avoir décerné des bourses d'excellences. Ces bourses ont renouvelé ma confiance en moi et m'ont permis de me concentrer à temps plein sur mes études.

AVANT-PROPOS

Le traitement du bois contre la détérioration à l'aide d'agents de préservation se fait au niveau mondial, depuis plusieurs décennies. Avant les années 1990, le bois était majoritairement traité contre la détérioration avec du pentachlorophénol (PCP). Par contre, le traitement du bois au PCP entraîne la production d'impuretés telles que les dioxines et les furanes, qui sont des composés hautement toxiques et persistants dans l'environnement. À partir de 1987, le traitement au PCP fût plus strictement réglementé en Amérique du Nord afin de limiter la contamination aux dioxines et furanes (Crosby 1981). Le PCP fût progressivement remplacé par un mélange d'arsenic, de chrome et de cuivre : l'arséniate de cuivre chromaté (ACC), dont l'utilisation peut entraîner le relargage d'éléments traces dans l'environnement. Au Québec, la majorité des poteaux traités – utilisés par le réseau de transport d'électricité ou de services téléphoniques – est entreposé dans des lieux spécialement conçus à cet effet. Toutefois, la plupart des sites d'entreposage se situent à l'extérieur et sont, ainsi, exposés aux intempéries. Puisque les précipitations de pluie et de neige qui entrent en contact avec le bois traité se chargent en contaminants, elles forment un lixiviat qui doit être récolté et décontaminé avant d'être rejeté dans l'environnement. Le traitement de lixiviat contaminé aux agents de préservation du bois est actuellement un défi technologique, particulièrement pour le traitement d'impuretés du PCP tel que les dioxines et les furanes. Les méthodes conventionnelles de traitement étant généralement énergivores et coûteuses, la recherche d'alternatives s'avère nécessaire. Le traitement de contaminants de natures diverses par phytotraitement (traitement impliquant l'utilisation de plantes et de leur microflore associée) est de plus en plus utilisé et reconnu au niveau mondial parce que c'est une technologie qui est verte, peu coûteuse et efficace (Pilon-Smits 2005).

Le présent mémoire a pour objectif d'évaluer la possibilité de traiter un lixiviat contaminé aux agents de préservation du bois par marais filtrants. Une revue de littérature présente premièrement les connaissances actuelles sur le traitement d'eau contaminée aux agents de préservation du bois à l'aide de plantes, plus particulièrement dans le but de traiter ces contaminants par marais filtrants. Par la suite, le corps du mémoire se divise en trois chapitres permettant chacun de répondre à l'un des objectifs spécifiques du projet. Un premier chapitre permet de mettre en lumière l'effet de la concentration d'exposition en polluants sur la capacité des plantes à se développer et à bioaccumuler ces contaminants grâce à une expérience en pots. Un deuxième chapitre a pour objectif d'évaluer l'effet de l'espèce de macrophyte sur le traitement par le suivi de quatre marais filtrants artificiels de taille pilote. Un troisième chapitre porte sur l'effet d'un bassin de saules, situé en fin de chaîne de traitement, sur la quantité et la qualité de l'effluent sortant du système. Finalement, une conclusion générale fait la synthèse des résultats obtenus et présente des recommandations.

1. CHAPITRE 1 : INTRODUCTION

1.1. LES AGENTS DE PRÉSERVATION DU BOIS

1.1.1. L'arséniate de cuivre chromaté

L'arséniate de cuivre chromaté est un mélange d'arsenic, de chrome et de cuivre. L'ACC de type C (soit le plus couramment utilisé) contient : 47,7% de chrome sous forme CrO_3 , 18,5% de cuivre sous forme CuO et 34% d'arsenic sous forme As_2O_5 (Warner et Solomon 1990). Les types A et B diffèrent du type C par leurs proportions en métaux. Pour traiter le bois à l'ACC, on le plonge dans une solution aqueuse contenant environ 2-3% d'ACC (Warner et Solomon 1990). Le plus souvent ce processus s'effectue sous pression (Warner et Solomon 1990). Le processus de fixation des métaux dans le bois se fait par la réduction du chrome hexavalent (Cr VI) en chrome trivalent (CrIII) (Hingston *et al.* 2001). C'est le taux de réduction du Cr VI qui va affecter le lessivage de l'ACC (Hingston *et al.* 2001). D'autres paramètres lors du traitement du bois vont affecter le lessivage tels que la température et la pression lors de l'imprégnation ou le temps de séchage (Hingston *et al.* 2001). Des paramètres des lieux d'utilisation ou d'entreposage tel que le pH ou la salinité peuvent également influencer le lessivage de l'ACC (Hingston *et al.* 2001, Warner et Solomon 1990).

1.1.2. Le pentachlorophénol

Le pentachlorophénol est le biocide qui a le plus couramment été utilisé dans les années 1980 (Crosby 1981). Il a été utilisé comme insecticide, fongicide, bactéricide, herbicide, mollusquicide et alguicide. Son utilisation principale a néanmoins été comme agent de préservation du bois. Le pentachlorophénol appartient à la famille des polluants organiques persistants dans l'environnement (POPs) parce que c'est une

substance ayant un temps de demi-vie élevé en milieu naturel (Jones et De Voogt 1999). La biodégradation partielle des PCP par les micro-organismes et leur photodégradation implique également la présence de différents chlorophénols (ayant entre 1 et 5 chlores) dans le lixiviat de bois traité au PCP (Crosby 1981). De plus, le traitement du bois au PCP va favoriser la formation d'impuretés telles que les dioxines et furanes, dont la toxicité est chronique et la biodégradabilité est très limitée (Crosby 1981).

1.2. LES MÉTHODES DE TRAITEMENT D'UN LIXIVIAT CONTAMINÉ

1.2.1. Incinération

L'incinération consiste à détruire la matrice contaminée en la brûlant dans un incinérateur. Bien que l'incinération soit une méthode très efficace pour éliminer la plupart des contaminants, c'est une méthode qui est très coûteuse et énergivore, car elle implique des installations spécialisées (l'utilisation d'un incinérateur adaptée à une matrice liquide) et des températures de combustion très élevées (supérieures à 600°C pour les dioxines et furanes) (Kulkarni *et al.* 2008).

1.2.2. Adsorption

L'adsorption se fait le plus souvent via l'utilisation de murs de traitement (également appelé barrières réactives) (Khan *et al.* 2004). L'eau contaminée passe dans le mur de traitement afin que les contaminants qui s'y trouvent soient adsorbés. L'un des composés les plus polyvalents est le charbon activé qui permet d'adsorber plusieurs types de contaminants organiques et inorganiques grâce aux différents groupes fonctionnels présents à sa surface (Hashim *et al.* 2011). L'adsorption permet de rejeter un effluent libre de contaminants. Par contre, dans le cas des murs de traitement

passifs, la capacité de traitement a tendance à décliner avec le temps (Khan *et al.* 2004).

1.2.3. Oxydation et réduction

Le principe de l'oxydation et de la réduction est de changer le nombre d'électrons d'une molécule afin d'en réduire la toxicité. L'oxydation chimique implique l'utilisation d'une substance agissant comme récepteur d'électrons qui va forcer une réaction d'oxydoréduction entre l'oxydant et la substance à traiter. À l'inverse, la réduction implique un don d'électron du réducteur aux contaminants. Le traitement d'eau contaminée par oxydation ou réduction se fait par ajout d'un oxydant ou d'un réducteur directement dans l'eau contaminée ou en faisant passer l'eau contaminée dans une barrière (ou une zone) oxydante ou réductrice (Hashim *et al.* 2011). Les procédés d'oxydations et de réductions sont généralement des méthodes très efficaces pour le traitement de lixiviat contaminé. Par contre, dans le cas d'un lixiviat contenant à la fois des composés organiques et inorganiques à traiter, l'oxydation et la réduction ne semblent pas les meilleures méthodes. Alors que les éléments traces sont traités plus facilement par réduction (Hashim *et al.* 2011), les composés organiques sont plutôt traités par oxydation (Khan *et al.* 2004) ce qui complexifie le processus de traitement.

1.2.4. Bioremédiation

La bioremédiation est l'utilisation de matériel biologique (bactéries, champignons, plantes...) pour la décontamination d'une matrice contaminée. Plusieurs études portent sur l'utilisation de micro-organismes tels que les bactéries (Barkovskii et Adriaens 1996, Edgehill et Finn 1983, Mikesell et Boyd 1986) ou les champignons (Joshi et Gold 1994, Lamar *et al.* 1993, Mori et Kondo 2002) pour dégrader des

contaminants tels que les PCP les dioxines et les furanes ou pour modifier la disponibilité de contaminants tels que les éléments traces. Plusieurs caractéristiques des micro-organismes peuvent être utilisées pour la bioremédiation telles que leurs pouvoirs oxydant ou réducteur (Mulligan *et al.* 2001). L'utilisation de plantes pour le traitement de sol ou d'eau contaminée (phytotraitement) est une autre approche de bioremédiation en émergence. Elle se base sur la capacité qu'ont les plantes à enlever les contaminants – organiques et inorganiques – les contenir, les dégrader ou encore à favoriser le développement de microorganismes dégradateurs (Palmroth *et al.* 2007).

1.3. LES MARAIS FILTRANTS

Un marais filtrant est un écosystème reconstitué artificiellement pour le traitement des eaux usées (Brix 1994). L'efficacité de traitement d'un tel système repose sur l'interaction entre le sol, les plantes et les micro-organismes. Initialement, les marais filtrants ont été développés pour le traitement des eaux usées municipales (Brix 1994, Vymazal et Kröpfelová 2009). Depuis, leur utilisation s'est étendue au traitement d'une large gamme d'eaux usées de diverses origines : eau municipale, effluents industriels (provenant de raffineries, d'industries de teinture, d'industries de pâtes et papiers...), effluents miniers et eaux usées provenant d'élevage et d'agriculture (boue de pisciculture, production laitière, production de pommes de terre...) (Vymazal 2009).

1.3.1. Les types de marais filtrants

Il existe trois types de marais filtrants couramment utilisés :

- **FWS** (free water surface) : caractérisé par un bassin d'eau libre où les plantes peuvent être flottantes ou enracinées dans un substrat au fond du bassin.

L'alimentation en eau usée se fait à la surface et l'eau se déplace horizontalement de l'entrée vers la sortie du bassin (Kadlec et Wallace 2008).

- **VF** (vertical flow) : caractérisée par un massif filtrant planté de macrophytes, l'alimentation en eau usée se fait verticalement à la surface du filtre, entraînant la percolation de l'effluent à traiter au sein du massif filtrant (Kadlec et Wallace 2008).
- **HSSF** (horizontal subsurface flow) : caractérisée par un massif filtrant planté de macrophytes, l'alimentation en eau usée se fait horizontalement sous la surface. L'eau se déplace de l'entrée vers la sortie du massif (Kadlec et Wallace 2008).

Le choix du type de marais filtrant se fait en fonction de l'effluent à traiter et des conditions environnementales. Les marais à flux horizontal sous-surfacique (HSSF) sont généralement utilisés dans des climats froids parce que le niveau d'eau et le système de tuyauterie se trouvant sous la surface du sol ont moins de risque de geler (Kadlec et Wallace 2008). De plus, dans les HSSF, le filtre planté est saturé d'eau, ce qui crée un milieu avec des conditions anoxiques, permettant le développement de micro-organismes anaérobies (Kadlec et Wallace 2008).

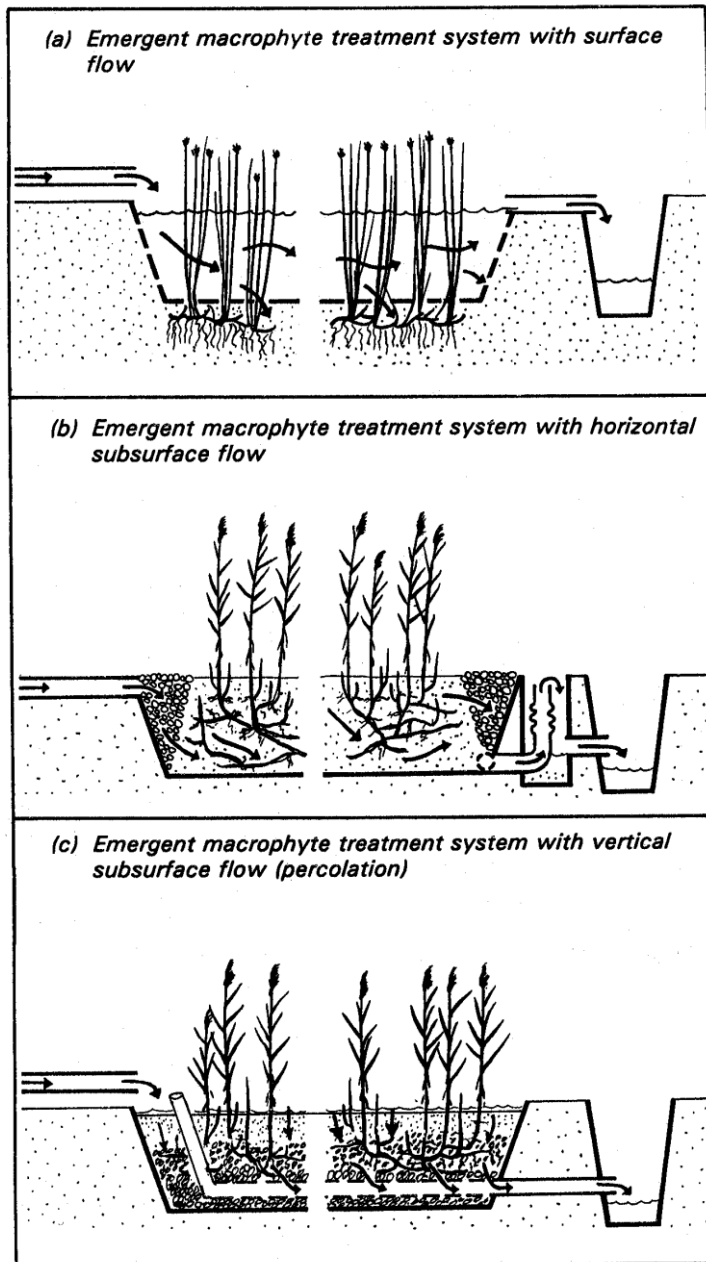


Figure 1.1. Représentation schématique des différents types de marais filtrants. a) VF, b) HSSF C) FWS. Tiré de Vymazal *et al.* (1998).

Afin d'augmenter la capacité de traitement d'un système, il est possible de faire un système combinant plusieurs marais filtrants (marais combinés ou marais hybrides) (Kadlec et Wallace 2008). Dans un marais combiné, chaque marais a un objectif de traitement spécifique. Les marais combinés vont le plus souvent avoir plusieurs types de marais différents en série (Vymazal 2005). Par contre, il est également possible d'avoir un système composé de plusieurs marais du même type, plantés d'espèces différentes.

1.3.2. Le rôle des plantes en marais filtrants

Les plantes présentes dans un marais filtrants peuvent à la fois avoir un rôle direct et indirect sur le traitement de contaminants. Les rôles directs sont les suivants :

- **La phytovolatilisation** : le contaminant est absorbé par la plante et volatilisé au niveau de ses parties aériennes, sans être nécessairement transformé. Ce sont les contaminants les plus volatiles qui suivent cette voie. Une fois dans l'atmosphère ils seront rapidement oxydés (Kamath *et al.* 2004).
- **La phytoaccumulation** : le contaminant est absorbé par la plante, puis accumulé dans les racines, la tige ou les feuilles.
- **La phytodegradation** : le contaminant est absorbé par la plante, puis est dégradé directement par l'activité de ses enzymes (Pilon-Smits 2005).
- **La phytostabilisation** : le contaminant est adsorbé au niveau des racines où il sera éventuellement dégradé. La mobilité des contaminants les plus solubles comme les ions métalliques est ainsi réduite (Pivetz 2001).

À l'opposé, les processus indirects n'impliquent pas un traitement actif des contaminants par les végétaux, mais sont initiés par leur présence. Ces processus sont

appelé rhizoremédiation (ou phytostimulation). Un rôle important joué par les végétaux est la production d'exudats racinaires. En effet, certains exudats racinaires, tels que les citrates, les oxalates, les malates, les malonates les fumarates ou les acétates peuvent être des ligands pour les éléments traces (Ryan *et al.* 2001). Une fois liés aux exudats racinaires, les éléments traces deviennent moins solubles, et moins biodisponibles, ce qui a comme résultat de protéger la plante (Ryan *et al.* 2001). De plus, en rendant les éléments traces moins biodisponibles, les exudats racinaires réduisent la portion soluble d'éléments traces, donc leur sortie dans l'effluent d'un système de marais filtrant. Pour le traitement des composés organiques, les exudats racinaires vont plutôt avoir pour rôle de stimuler la présence de micro-organismes dégradateurs en leur fournissant une source de carbone et d'azote (Alkorta et Garbisu 2001). Les exudats racinaires peuvent également changer la biodisponibilité des composés organiques à traiter, facilitant leur dégradation par les micro-organismes (Siciliano et Germida 1998). Les plantes ont également la capacité de modifier les conditions du milieu, ce qui peut favoriser la dégradation. Beaucoup d'espèces de macrophytes vont, par exemple, avoir la capacité de relarguer de l'oxygène autour de leur racines, ce qui crée une zone aérobie à proximité des racines (Campanella *et al.* 2002). Cette zone aérobie peut être d'une grande importance pour le traitement de contaminants parce qu'elle favorise, d'une part, la présence de micro-organismes aérobie et, d'autre part, elle modifie les réactions chimiques. Tous les mécanismes impliqués dans la phytoremédiation de contaminants sont présentés à la figure 1.2.

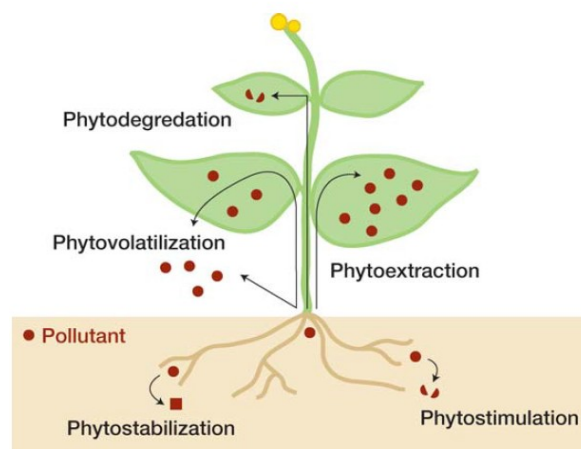


Figure 1.2. Mécanismes impliqués dans la phytoremédiation de contaminants. Tiré de Pilon-Smits (2005).

1.3.3. Le choix des végétaux

Brisson et Chazarenc (2009) ont démontré la pertinence de choisir adéquatement les macrophytes utilisés selon l'effluent à traiter et les conditions environnementales. L'espèce de macrophyte la plus couramment utilisée dans les marais filtrants est *Phragmites australis* (Brix 1994). Ce sont ses caractéristiques physiologiques et morphologiques (grande production de biomasse, grande capacité d'évapotranspiration, tolérance à des taux de salinité et de pollution élevés) qui en font un excellent candidat pour le phytotraitement par marais filtrants (Milani et Toscano 2013). Il existe deux sous-espèces différentes de *Phragmites australis* en Amérique du Nord; *Phragmites australis australis* et *Phragmites australis americanus*. Alors que la première est une plante invasive en Amérique du Nord, la seconde est indigène. Comme les deux sous-espèces diffèrent au niveau de leurs caractéristiques morphologiques et physiologiques (Mozdzer *et al.* 2013), il est pertinent de comparer l'efficacité de traitement des deux sous-espèces. Deux autres espèces de plantes couramment utilisées en marais filtrants, *Typha angustifolia* et *Phalaris arundinacea*,

sont également de bonnes candidates pour le phytotraitement. En plus des macrophytes, certaines espèces d'arbres sont également utilisées en phytotraitement. Les saules sont parmi les espèces les plus fréquemment utilisées. Ils ont une croissance très rapide, un système racinaire extensif, une tolérance à une inondation périodique et même prolongée, une grande capacité d'absorption de nutriments et d'éléments traces et une très grande capacité d'évapotranspiration (Kuzovkina et Quigley 2005).

1.4. LES ÉLÉMENTS TRACES

1.4.1. Propriété physico-chimiques des éléments traces

L'arsenic, le chrome et le cuivre sont des éléments traces ayant des propriétés physico-chimiques différentes. Chaque élément trace peut se retrouver dans l'environnement sous plusieurs espèces chimiques différentes (Allen *et al.* 1980). Les propriétés physico-chimiques telles que la toxicité, la solubilité, ainsi que la biodisponibilité de chacun des éléments traces varient en fonction de leur spéciation (Ge *et al.* 2000). La biodisponibilité d'un élément trace dépend des conditions physiques (la pénétrabilité et la structure du sol) et chimiques (le potentiel redox et le pH) du milieu dans lequel il se trouve (Ernst 1996). L'activité biologique des plantes et des microorganismes associés (le relargage d'oxygène, de protons et d'acide organique) vient modifier les conditions du sol et affecte également la biodisponibilité des éléments traces (Ernst 1996).

Dans l'eau, les espèces chimiques d'arsenic les plus souvent observées sont (Andreae 1979):

- Espèces inorganiques :
 - l'arsénite (As III)

- l'arséniate (As V)
- Espèces organiques :
 - le diméthylarsinique (DMAA)
 - l'arséniate méthylique monosodique (MMAA)

Selon le degré d'oxydation des espèces d'arsenic (As III ou As V), la mobilité et la toxicité des molécules varient. Les formes As III sont beaucoup plus mobiles et beaucoup plus toxiques que les formes As V, tandis que les espèces inorganiques d'arsenic sont beaucoup plus toxiques que les formes organiques (Fitz et Wenzel 2002). L'As V est l'espèce chimique qui est majoritairement lessivée du bois traité à l'ACC. Par contre, des chercheurs ont trouvé de l'arsénite dans le sol contaminé à l'ACC (Balasoïu *et al.* 2001), démontrant que les micro-organismes présents dans le sol peuvent réduire l'arséniate (As V) en arsénite (As III) (Bhattacharya *et al.* 2007). De plus, le pH, ainsi que le potentiel redox du sol vont également avoir une influence sur la disponibilité de l'As III et de l'As V, puisque la solubilité de l'As V augmente avec le pH contrairement à la solubilité de l'As III (Fitz et Wenzel 2002).

Deux espèces de chrome, déterminées par leur degré d'oxydation, prédominent dans l'environnement : le chrome trivalent (Cr III) et le chrome hexavalent (Cr VI) (Kotaš et Stasicka 2000). Le chrome trivalent est un nutriment nécessaire à la survie des humains et des animaux, car il se lie à plusieurs enzymes différentes afin de pouvoir transformer les sucres, les graisses et les protéines (Gómez et Callao 2006). À l'inverse, le chrome hexavalent est environ 100 fois plus toxique que son congénère Cr III (Gómez et Callao 2006). Il est également plus soluble, plus mobile et plus biodisponible que le Cr III (Kotaš et Stasicka 2000). Le chrome hexavalent est reconnu pour induire des dermatites et être cancérigène et mutagénique chez les humains (Gómez et Callao 2006). Le Cr III est la forme la plus stable dans l'environnement, donc la plus souvent présente (Kotaš et Stasicka 2000). De plus, lors du traitement à

l'ACC de type C, seulement 10% du chrome reste sous forme Cr VI et se trouve fortement fixé sur le bois, ce qui empêche sa lixiviation (Hingston *et al.* 2001). La majorité du chrome retrouvé dans le lixiviat de poteaux traités à l'ACC est donc du Cr III.

Le cuivre (Cu) se retrouve dans l'eau et le sol sous forme de cuivre inorganique, sous forme d'ion (Cu^{2+}) (Zhao *et al.* 2006) ou lié à des composés organiques dissous (Mackie *et al.* 2012). Le cuivre est un micronutriment essentiel à la vie, mais peut devenir toxique au-delà d'un certain seuil (entre 10 et 230 Mg kg^{-1} de tissu végétal) (Reichman 2002). Lorsque les concentrations dépassent cette valeur, le cuivre peut causer un retard de croissance, une dégradation de la chlorophylle et un ralentissement du système photosynthétique (Babu *et al.* 2001). La forme de cuivre la plus toxique et la plus présente dans l'environnement est l'ion Cu^{2+} (Babu *et al.* 2001). La biodisponibilité du cuivre va dépendre à la fois du pH et de la quantité de matière organique présente. Lorsque le pH est élevé, le cuivre inorganique devient plus soluble, donc plus disponible pour les plantes (Brun *et al.* 2001). Par contre, à des pH neutres ou faibles, en présence de matière organique, le cuivre a tendance à aller s'y lier, le rendant moins biodisponible (Mackie *et al.* 2012).

1.4.2. Phytotoxicité des éléments traces

Plusieurs auteurs ont étudié la toxicité de l'arsenic pour les plantes (Carbonell *et al.* 1998, Dushenko *et al.* 1995, Liu *et al.* 2005). Carbonell *et al.* (1998) ont constaté que la forme d'arsenic présente dans le milieu avait un plus grand impact que la concentration sur la toxicité chez *Spartina alterniflora*. En fait, les auteurs ont constaté qu'une exposition à de petites doses d'arsenic inorganique (entre 0,2 et 0,8 mg/L) provoquait une augmentation de la production de biomasse (Carbonell *et al.* 1998). À l'inverse, lorsque l'espèce de plante à l'étude est exposée aux espèces d'arsenic

organique (MMAA et DMAA), les auteurs ont constaté une réduction de la production de biomasse, une chlorose et une nécrose aux extrémités des feuilles, ainsi qu'un flétrissement des parties aériennes (Carbonell *et al.* 1998). Liu *et al.* (2005) ont également comparé la toxicité des différentes espèces d'arsenic en se focalisant sur l'arsénite et l'arséniate. Ils ont déterminé que les sous-espèces de blé à l'étude étaient plus sensibles à la présence d'arsénite que d'arséniate et que l'augmentation de la concentration d'exposition des deux espèces d'arsenic avait un impact négatif sur la croissance des plantes (Liu *et al.* 2005). Li *et al.* (2011) ont également étudié la relation de toxicité existant entre les plantes et l'arsenic. En comparant plusieurs espèces de plantes, ils ont déterminé qu'il existe une relation entre la résistance des plantes à l'arsenic et leurs pertes radiales d'oxygène racinaire. Mei *et al.* (2009) et Wu *et al.* (2011) sont arrivés aux mêmes résultats en comparant différents cultivars de riz. Ces résultats suggèrent que le relâchement d'oxygène au niveau des racines joue un rôle pour la détoxification de l'arsenic chez la plante (Li *et al.* 2011). Chez le riz, cette diminution de la toxicité s'explique par une baisse de la translocation de l'arsenic vers ses parties aériennes (Mei *et al.* 2009, Wu *et al.* 2011).

Certaines espèces sont capables de tolérer de grandes concentrations d'arsenic : c'est le cas de *Typha angustifolia* chez qui les symptômes de toxicité (tel qu'une réduction de la hauteur des tiges, une nécrose du bout des feuilles et une réduction des nutriments dans les racines) est seulement observable à partir de 400 µg/L (Dushenko *et al.* 1995). Les plantes ont également mis en place plusieurs mécanismes différents afin de détoxifier l'arsenic. Une fois dans la plante, l'arséniate est presque immédiatement réduit en arsénite dans les cellules (Zhao *et al.* 2009). De plus, des plantes telles que *Hydrilla verticillata* ont mis en place des mécanismes tels que la production de thiols (en présence d'As III) ou l'activité d'enzymes antioxydantes en présence d'As V (Srivastava *et al.* 2007).

Le chrome induit plusieurs effets sur la croissance des plantes tels qu'une diminution de la croissance du système racinaire, des tiges et des feuilles, une diminution de la production de biomasse sèche, une réduction de la photosynthèse et un déséquilibre au niveau de la nutrition minérale (Shanker *et al.* 2005). Comme mentionné précédemment, le chrome hexavalent est beaucoup plus toxique que le chrome trivalent, car le chrome hexavalent est un agent oxydant et que sa transformation en chrome trivalent s'accompagne de production de radicaux libres dans les cellules (Kotaš et Stasicka 2000). Généralement, les plantes vont être capables de tolérer des concentrations maximales de chrome variant entre 1 et 10 mg/kg de masse sèche dans leurs feuilles (Zayed et Terry 2003). Dong *et al.* (2007) ont exposé *Typha angustifolia* à plusieurs concentrations de chrome. En présence de faibles quantités de chrome (50 µM), les plantes ont connu une faible augmentation de leur taille et de leur production de biomasse. Par contre, lorsqu'elles étaient exposées à de plus fortes concentrations (200 µM), les plantes ont connu une baisse significative de leur taille et de leur production de biomasse. Les auteurs n'ont observé aucun autre facteur de toxicité chez la plante, montrant que *Typha angustifolia* est une espèce de plante capable de résister à de fortes concentrations de chrome.

Le premier symptôme visible de la toxicité du cuivre est la chlorose foliaire suivie par la nécrose de l'extrémité des feuilles (Reichman 2002). Une exposition prolongée provoque également une baisse de la production de biomasse racinaire, en plus des effets observables sur les parties aériennes (Reichman 2002). Par ailleurs, une diminution de la capacité des plantes à absorber le fer pourrait également être un autre effet causé par une exposition au cuivre (Reichman 2002). L'effet du pH, de la quantité d'argile et de la quantité de matière organique présente dans le sol sont les principaux facteurs affectant la spéciation du cuivre, donc sa phytotoxicité (Zhao *et al.* 2006).

1.4.3. Phytoaccumulation des éléments traces

Le premier rôle dans le traitement des éléments traces est l'absorption de ces éléments dans leurs tissus. Afin de déterminer quel type de relation les plantes entretiennent avec les éléments traces, Shah *et al.* (2010) ont classé les plantes en 3 catégories :

- **Les plantes accumulatrices** : Accumulent principalement les éléments traces dans leurs tissus aériens.
- **Les plantes indicatrices** : Accumulent des éléments traces dans leurs tissus en fonction de la concentration présente dans l'environnement
- **Les plantes d'exclusion** : Maintiennent de faibles concentrations dans leurs tissus, indépendamment de la concentration d'éléments traces dans le milieu environnant

En plus de l'exclusion, certaines plantes vont développer d'autres mécanismes de tolérance aux éléments traces (Reichman 2002):

- La distribution non-uniforme des éléments traces dans la plante, le plus souvent, les éléments traces sont plus fortement concentrés dans les racines.
- La compartimentalisation des éléments traces dans la vacuole des cellules.
- La complexion des éléments traces avec des acides aminés ou d'autres produits.
- La formation d'un complexe entre l'élément trace et la partie externe des cellules

Dans un système, seule une petite portion de la quantité totale d'éléments traces est biodisponible. En effet, tandis que la fraction soluble est accessible pour les plantes, la proportion d'éléments traces liée à de la matière organique, de l'argile, des oxydes

hydriques ou ayant précipité n'est pas disponible pour l'absorption ou l'adsorption dans les tissus (Reichman 2002). Avant d'entrer dans la plante, les éléments traces se lient avec les parois cellulaires qui sont des échangeurs d'ions avec une faible affinité (Shah *et al.* 2010). Par la suite, les éléments traces peuvent entrer dans la plante de deux façons : par diffusion ou encore par pompage actif.

Dans le cas de la diffusion, l'entrée dans la plante peut se faire de deux façons, soit l'élément trace va suivre son gradient de concentration, soit le flux d'élément trace dissous va suivre le gradient d'eau (Shah *et al.* 2010). Des paramètres tels que la taille du système racinaire influence donc la quantité d'éléments traces qui entre par diffusion.

Dans le cas du pompage actif, les éléments traces vont se détacher des parois cellulaires (dont l'affinité est faible) pour aller se lier aux transporteurs (dont l'affinité est plus forte) (Shah *et al.* 2010). Les plantes ont des transporteurs qui leur permettent de faire entrer les éléments traces essentiels à leur croissance. Toutefois, les transporteurs ne sont pas sélectifs et d'autres éléments traces peuvent s'y lier.

Une fois entrés dans la plante, les éléments traces vont soit rester liés aux racines ou être transportés vers les parties aériennes. La plupart des éléments traces sont trop insolubles pour être transportés dans le système vasculaire des plantes (Ghosh et Singh 2005). Ces éléments traces sont immobilisés dans les compartiments symplastiques ou apoplastiques des plantes au niveau des racines (Ghosh et Singh 2005). Généralement, les éléments traces qui vont être transportés vers les parties aériennes vont passer par le symplasma des racines avant d'être transportés dans le système vasculaire des plantes (Ghosh et Singh 2005). Par la suite, les deux voies de transport principales vers les parties aériennes sont le xylème ou le phloème (Shah *et al.* 2010). Les ions métalliques montent dans la plante par le xylème en suivant son

flux de transpiration (Shah *et al.* 2010). Le pH et le potentiel redox de la sève affectent la quantité d'éléments traces qui peut entrer dans le xylème, influençant ainsi le mouvement d'éléments traces dans la plante (Reichman 2002). En présence de fortes concentrations d'éléments traces, peu de translocation est effectuée afin d'éviter la surcharge du xylème (Reichman 2002). De plus, certains éléments traces, tels que l'arsenic, vont immédiatement être stockés dans les vacuoles des cellules racinaires suite à leur entrée dans la plante, limitant leur possibilité de déplacement au sein de la plante (Zhao *et al.* 2009). Dans le phloème, le transport d'éléments traces a lieu en suivant le gradient de pression hydrostatique entre les parties sources et puits de sucrose dans la plante (Reichman 2002). Comme dans le xylème, le pH et le potentiel redox de la sève ont un effet sur le transport des éléments traces dans la plante (Reichman 2002).

Pour l'arsenic, trois mécanismes différents ont été proposés pour expliquer sa détection dans les tissus des plantes : 1) par transport actif grâce aux transporteurs de phosphate, 2) de façon passive par les aquaglycéroporines et 3) par adsorption à la surface des racines (Rahman et Hasegawa 2011). L'arséniate (As V) est majoritairement transportée dans la plante de façon active par les transporteurs de phosphate, en raison des propriétés chimiques similaires de l'arséniate et du phosphate (Abedin *et al.* 2002, Fitz et Wenzel 2002, Rahman et Hasegawa 2011). Pour les autres espèces d'arsenic (As III, MMAA et DMAA), la voie d'entrée dans les plantes n'a pas encore été identifiée avec précision (Rahman et Hasegawa 2011). Par contre, Abedin *et al.* (2002) suggèrent les aquaglycéroporines comme voie d'entrée principale. Une relation entre la présence de fer, la perte d'oxygène racinaire et la présence d'arsenic sur les racines a été constatée par Li *et al.* (2011). L'adsorption d'arsenic au niveau des racines serait donc reliée à la formation de plaque ferreuse au niveau des racines (Li *et al.* 2011). L'augmentation de la perte d'oxygène racinaire

s'accompagne également d'une diminution de la translocation d'arsenic vers les parties aériennes des plantes (Li *et al.* 2011, Mei *et al.* 2009, Wu *et al.* 2011). La quantité d'arsenic présente va également avoir un impact sur la capacité des plantes à accumuler l'arsenic. Carbonell *et al.* (1998) ont constaté qu'il existe une relation dose-réponse pour l'absorption de l'arsenic par *Spartina alterniflora*.

Dans le cas du chrome, le Cr III et le Cr VI ne sont pas absorbés par les plantes via les mêmes mécanismes. Alors que le Cr III entre dans la plante de façon passive, le Cr VI est pompé dans les cellules du système racinaire par les transporteurs de sulfates (Zayed et Terry 2003). La capacité de *Typha angustifolia* à accumuler du chrome dans ses tissus a été évaluée par Dong *et al.* (2007). Ils ont déterminé que la concentration dans les tissus augmente avec une augmentation de la dose d'exposition. De plus, ils ont observé que la majorité du chrome était accumulée dans les racines et non dans les parties aériennes (Dong *et al.* 2007). Pour une concentration d'exposition variant entre 2,6 et 41,6 mg/L de chrome, des concentrations variant entre 41,33 et 177,5 mg/kg ont été retrouvées dans les racines et entre 1,45 et 5,60 mg/kg dans les parties aériennes après 30 jours d'exposition (Dong *et al.* 2007).

Le cuivre entre majoritairement dans les racines des plantes par diffusion. La composition du sol est le principal paramètre influençant la bioaccumulation de cuivre dans la plante parce qu'il va modifier la proportion de cuivre biodisponible (Brun *et al.* 2001). Le pH a également un rôle important à jouer dans la biodisponibilité du cuivre. Dans des conditions alcalines, les cations divalents, comme le cuivre, vont avoir tendance à co-précipiter, les rendant moins biodisponibles (Marchand *et al.* 2010). La présence de conditions acides va, à l'inverse, favoriser la biodisponibilité du cuivre. La proportion de cuivre biodisponible pour la plante représente le cuivre en solution dans l'eau ainsi que le cuivre faiblement complexé, qui est facilement absorbable par

les racines. Le cuivre étant un micronutriment essentiel pour les plantes, ces dernières ont la capacité de produire des exsudats racinaires pouvant s'y complexer pour améliorer son absorption (Mench et Martin 1991). La bioaccumulation du cuivre dépend donc à la fois du type de sol, du pH et de l'espèce de plante présente. Une augmentation de la capacité de bioaccumulation du cuivre est également observable lorsque la dose d'exposition augmente (Brun *et al.* 2001). Dans une expérience réalisée par Brun *et al.* (2001) La concentration de cuivre accumulée dans les tissus suite à une exposition à des concentrations variant entre 20 et 177mg/kg de cuivre dans le sol variait entre 23 et 584 mg/kg pour les racines et de 7,1 à 17,2 mg/kg pour les parties aériennes (Brun *et al.* 2001). Aucune relation directe n'était observable entre la capacité de bioaccumulation des plantes dans leurs tissus souterrains et leur translocation dans les parties aériennes. Par contre, des teneurs plus importantes sont observables dans les racines par rapport aux parties aériennes.

1.4.4. Traitement des éléments traces en marais filtrants

Dans les marais filtrants, en plus du rôle des plantes mentionné dans la section 1.4.3. l'enlèvement des éléments traces peut se faire de plusieurs façons (Lizama A *et al.* 2011):

- **Précipitation** : deux espèces chimiques solubles réagissent ensemble pour former une espèce non-soluble, ce qui peut résulter de l'oxydation ou de la réduction des composés, d'un changement ou niveau du pH ou d'un mélange d'éléments traces présent dans la solution (Lizama A *et al.* 2011)
- **Co-précipitation** : Le métal se lie à un précipité fraîchement formé.
- **Sorption** : Implique que l'absorption et l'adsorption ont lieu en même temps ou qu'il est impossible de distinguer le procédé impliqué.

- **Méthylation** : Ajout de groupements méthyles à certains éléments traces, provoquant souvent leur volatilisation.

Cela signifie que les macrophytes présentes dans les marais vont avoir à la fois un rôle direct et indirect à jouer dans le traitement des éléments traces. En effet, les plantes vont premièrement jouer un rôle direct en bioaccumulant ces éléments dans leurs tissus. Par contre, ce procédé n'est pas le principal mécanisme responsable du traitement d'éléments traces en marais filtrant. En effet, seule une faible proportion de l'enlèvement d'éléments traces est causée par la bioaccumulation de ces éléments dans les tissus des végétaux des marais (Mays et Edwards 2001). Le rôle le plus important des plantes est donc un rôle indirect. En effet, les macrophytes ont la capacité de modifier le milieu environnant, favorisant la rétention de contaminants dans le marais.

La diffusion d'oxygène dans le milieu par les racines des plantes va avoir une grande importance pour la co-précipitation des métaux. En effet, en présence d'oxygène, le fer et le manganèse vont avoir tendance à former des oxydes de fer et des oxydes de manganèse (Marchand *et al.* 2010). La présence de ces oxydes en marais filtrants est très importante parce qu'ils permettent la co-précipitation de cations divalents tels que le chrome ou le cuivre (Marchand *et al.* 2010). L'arsenic a également la possibilité de co-précipiter avec les oxydes mentionnés précédemment, mais cette réaction est pH dépendant. Alors que les cations divalents co-précipitent plus efficacement à des pH plus basiques, l'arsenic va co-précipiter à des pH neutres ou acides (Marchand *et al.* 2010). De plus, en présence de conditions oxydantes, l'arsenic va avoir tendance à précipiter directement avec certains autres métaux (Fe, Mg, Al et Ca).

Un autre rôle important joué par les plantes est le support des bactéries sulphato-réductrices. Ces bactéries vont réduire les sulfates en sulfures, permettant ensuite

leurs co-précipitation avec l'arsenic (Lizama A *et al.* 2011). En plus de permettre la co-précipitation des sulfures avec l'arsenic, les bactéries sulfato-réductrice vont également aider pour l'enlèvement du chrome et du cuivre. En effet, les sulfates et les cations divalents entrent en compétition pour aller se lier avec les oxydes de fer et de manganèse (Marchand *et al.* 2010). Leur réduction laisse la possibilité à plus de chrome et de cuivre de co-précipiter. Les plantes vont donc promouvoir la présence de bactéries sulfato-réductrice en leur prodiguant un environnement avec des conditions moins réductrices que dans le reste du milieu et en leur fournissant une source de carbone.

La méthylation suivie de la volatilisation a été proposée comme étant un processus possible pouvant enlever l'arsenic des marais filtrants. Par contre, la méthylation de l'arsenic par des bactéries sulphato-réductrices n'a pas été démontrée, probablement parce que peu d'études ont été réalisées sur le sujet (Lizama A *et al.* 2011).

La plupart des projets de recherche portant sur la décontamination d'effluents contaminés par des éléments traces ont montré de très grandes efficacités de traitement pour le chrome, le cuivre et l'arsenic (tableau 1.I). En effet, Cheng *et al.* (2002) ont testé l'efficacité de traitement de deux espèces de macrophytes aquatiques dans un système combiné comprenant un marais à écoulement vertical (planté de *Cyperus alternifolius*), suivi d'un marais à écoulement vertical inversé (planté de *Villarsia exaltata*) alimenté par un effluent chargé artificiellement d'éléments traces. Leurs efficacités de traitement se rapprochent de 100% pour tous les éléments traces à l'étude (Cd, Cu, Pb, Zn, Al et Mn). Dans le cas du cuivre, le tiers de la dose appliquée (1,04 mg/L de cuivre à raison de 240 L par jour) a été accumulé dans les racines de *Cyperus alternifolius*, en majorité dans les racines secondaires (Cheng *et al.* 2002). Yeh *et al.* (2009) ont plutôt observé des efficacités de traitement de 83% à la fois pour

Phragmites australis et *Typha angustifolia*. Ceux-ci ont également déterminé que la majeure partie des éléments traces étaient accumulés dans les racines plutôt que dans les parties aériennes et que le facteur de bioaccumulation de *T. angustifolia* était plus élevé que celui de *P. australis* (tableau 1.I). Dans un système de marais filtrant en eau libre plantés de plusieurs variétés de plantes flottantes et de macrophytes aquatiques, Hadad *et al.* (2006) ont obtenu une efficacité de traitement de 82% pour le chrome. Ils ont déterminé que *Typha domingensis* était l'espèce qui supportait le mieux l'exposition à un affluent chargé d'éléments traces (Hadad *et al.* 2006). Des résultats similaires ont été obtenus par Khan *et al.* (2009) pour le traitement du chrome. Dans leur système de marais filtrant à flux vertical planté de neuf espèces de plantes, les auteurs ont obtenu des efficacités de traitement de 89% pour le chrome et de 48,3% pour le cuivre (Khan *et al.* 2009). Dans le cas des deux éléments traces, l'absorption par les plantes est variable selon l'espèce et une plus grande concentration d'éléments traces est retrouvée dans les racines plutôt que dans les parties aériennes. Maine *et al.* (2009) et Scholes *et al.* (1998) ont, à l'inverse, constaté de plus faibles efficacités de traitement pour le chrome (53% et 51% respectivement). Néanmoins, les concentrations de chrome à la sortie de ces deux systèmes sont inférieures à 0,1 mg/L (voir tableau 1.I). Pour l'arsenic, Rahman *et al.* (2011) ont eu une efficacité de traitement variant entre 59 et 61% dans un marais filtrant horizontal sous-surfacique planté de *Juncus effusus*. Des teneurs d'arsenic beaucoup plus élevées ont été retrouvées dans les racines de *Juncus effusus* par rapport à ses parties aériennes (entre 1,1 et 6,4 mg/kg MS dans les parties aériennes et entre 51,5 et 161,5 mg/kg MS pour le système racinaire).

Tableau 1.1. Résumé des articles scientifiques portant sur le traitement d'arsenic, de chrome ou de cuivre en marais filtrants.

espèces	Type de marais	Volume d'entrée (L/d)	Concentration moyenne de l'affluent (mg/L)	Concentration moyenne de l'effluent	Temps de rétention	Efficacité de traitement	Accumulation dans la plante	auteurs
<i>Cyperus alternifolius</i> <i>Villarsia exaltata</i>	Hybride	240	Cu : 1,04	Cu : <l.d.	n.d.	Cu : 100%	Cu : 7,35 (a) 6173 (r) (mg/kg MS)	(Cheng <i>et al.</i> 2002)
<i>Typha domingensis</i>	FWS	1000	Cr : 115	Cr : 12	7 jours	Cr : 82%	Cr : 36 (a) 110 (r) (µg/g MS)	(Hadad <i>et al.</i> 2006)
Mélange de plante flottantes et macrophytes	FWS	n.d.	Cr : 0,35 Cu : 1,45	Cr : 0,07 Cu : 0,75	40 jours	Cr : 89% Cu : 48,3%	Cr : 0,5 à 1 (a) 1,4 à 2,3 (r) Cu : 1,5 à 2,7 (a) 3,9 à 5,6 (r) (mg/kg MS)	(Khan <i>et al.</i> 2009)
<i>Eichhornia crassipes</i> <i>Typha domingensis</i>	FWS	25	Cr : 0,018	Cr : 0,004	7 à 12 jours	Cr : 53%	Cr : <i>E. Crassipes</i> : 0,05 (a) 0,6 (r) <i>T. Domingensis</i> : 0,05 (a) 0,25 (r) (mg/g MS)	(Maine <i>et al.</i> 2009)
<i>Juncus effusus</i>	HSSF	51	As : 0,2	As :0,08	3 jours	As : 59-61%	As : 1,1 à 6,4 (a) 51,5 à 161,5 (r) (mg/kg MS)	(Rahman <i>et al.</i> 2011)
<i>Phragmites australis</i>	HSSF	n.d.	Cr : 0,9 Cu : 11,4	Cr : 0,01 Cu : 0,08	n.d.	Cr : 51% Cu : 68%	n.d.	(Scholes <i>et al.</i> 1998)
<i>Phragmites australis</i> <i>Typha angustifolia</i>	SF	16	Cu : 0,064	Cu : 0,011	1,25 jour	Cu : 83%	Cu : <i>T. angustifolia</i> 1.66±0.17 (BCF) <i>P. australis</i> 1.23±0.39 (BCF)	(Yeh <i>et al.</i> 2009)

Légende : d : signe pour diem, soit jour <l.d. = inférieur aux limites de détection, n.d. = donnée non disponible, a = parties aériennes r = système racinaire, FWS : «free water surface», marais en eau libre, HSSF : «horizontal subsurface flow», marais à écoulement horizontal sous-surfacique, BCF : facteur de bioconcentration

1.5. LES CHLOROPHÉNOLS

1.5.1. Caractéristiques physico-chimiques des chlorophénols

Les chlorophénols sont une famille de composés organiques formés d'un cycle benzène autour duquel se trouve un groupement OH et un nombre d'atomes de chlore variant entre un et cinq (Czaplicka 2004). Tel que présenté dans le tableau 1.II. les propriétés physico-chimiques des chlorophénols varient selon le nombre de chlores et leurs positions autour du cycle aromatique. Deux mesures sont importantes afin de connaître le destin d'un composé dans l'environnement : 1) le logarithme de son coefficient eau-octanol ($\log K_{ow}$, mesurant l'hydrophobicité d'un composé), 2) la constante de dissociation (K_a , souvent exprimé sous forme $pK_a = -\log K_a$). Plus un composé phénolique est fortement chloré, moins il sera soluble et plus sa constante de dissociation sera élevée (Czaplicka 2004). Dans le cas du pentachlorophénol (PCP), sa solubilité varie en fonction du pH de la solution dans laquelle il se trouve (Arcand *et al.* 1995). En solution, dans l'eau, deux formes sont présentes en équilibre, la forme non dissociée (PCP) et l'anion pentachlorophénolate (PCP^-) (Arcand *et al.* 1995). La forme ionisée du PCP est beaucoup plus soluble que sa forme non ionisée. À des pH élevés (entre 9 et 13), la solubilité du PCP augmente, car la proportion de PCP^- par rapport au PCP est plus grande (Crosby 1981).

Tableau 1.II. Propriétés physico-chimiques des chlorophénols.

composé	formule	poids moléculaire	point d'ébullition (°C)	point de fusion (°C)	solubilité (g/L) à 20 °C	pKa	Log Kow
2-Chlorophenol	C ₆ H ₅ ClO	128.56	174.9	9.3	28	8.3–8.6	2.12–2.17
3-Chlorophenol	C ₆ H ₅ ClO	128.56	214	33–34	26	8.8–9.1	2.48–2.50
4-Chlorophenol	C ₆ H ₅ ClO	128.56	217–219	42–44	27	9.1–9.4	2.35–2.44
2,3-Dichlorophenol	C ₆ H ₄ Cl ₂ O	163.00	206	57–58	na.	6.4–7.8	3.15–3.19
2,4-Dichlorophenol	C ₆ H ₄ Cl ₂ O	163.00	210	45	4.50	7.5–8.1	2.75–3.30
2,5-Dichlorophenol	C ₆ H ₄ Cl ₂ O	163.00	211	58–59	na.	6.4–7.5	3.20–3.24
2,6-Dichlorophenol	C ₆ H ₄ Cl ₂ O	163.00	219	68	na.	6.7–7.8	2.57–2.86
3,4-Dichlorophenol	C ₆ H ₄ Cl ₂ O	163.00	253–254	65–68	na..	7.4–8.7	3.13–3.44
3,5-Dichlorophenol	C ₆ H ₄ Cl ₂ O	163.00	233	68	na.	6.9–8.3	2.57–3.56
2,3,4-Trichlorophenol	C ₆ H ₃ Cl ₃ O	197.45	Sublimes	77–84	0.22	6.5–7.7	3.49–4.07
2,3,5-Trichlorophenol	C ₆ H ₃ Cl ₃ O	197.45	248–255	57–62	0.22	6.8–7.4	3.84–4.56
2,3,6-Trichlorophenol	C ₆ H ₃ Cl ₃ O	197.45	246	58	na.	6.0–7.1	3.88
2,4,5-Trichlorophenol	C ₆ H ₃ Cl ₃ O	197.45	Sublimes	67–70	0.948	7.0–7.7	3.72–4.10
2,4,6-Trichlorophenol	C ₆ H ₃ Cl ₃ O	197.45	243–249	69	0.434	6.0–7.4	3.60–4.05
3,4,5-Trichlorophenol	C ₆ H ₃ Cl ₃ O	197.45	271–277	101	na.	7.7–7.8	4.01–4.39
2,3,4,5-Tetrachlorophenol	C ₆ H ₂ Cl ₄ O	231.89	Sublimes	116–117	0.166	6.2–7.0	4.21–5.16
2,3,4,6-Tetrachlorophenol	C ₆ H ₂ Cl ₄ O	231.89	150	70	0.183	5.3–6.6	4.10–4.81
2,3,5,6-Tetrachlorophenol	C ₆ H ₂ Cl ₄ O	231.89	188	114–116	0.100	5.2–5.5	3.88–4.92
PCP	C ₆ Cl ₅ OH	266.34	300	190	0.014	4.7–4.9	5.01–5.86

Tiré de Czaplicka (2004)

1.5.2. Phytotoxicité des chlorophénols

Le nombre et la position des chlores autour du cycle aromatique déterminent la toxicité des chlorophénols. Généralement, les composés les plus fortement chlorés sont les plus toxiques. Néanmoins, le 3,4,5-chlorophénol est le congénère le plus toxique (Czaplicka 2004). Lorsqu'un chlore se retrouve aux positions 2- ou 2,6- par rapport au groupement hydroxyle, la toxicité des chlorophénols est réduite (Czaplicka 2004). À l'inverse, lorsqu'un chlore se retrouve aux positions 3- ou 3,5- par rapport au groupement OH, la toxicité des chlorophénols augmente (Czaplicka 2004).

Trapp *et al.* (2000) ont mis en place un test de toxicité en utilisant le 3,5-chlorophénol comme contaminant afin de mesurer l'effet de la toxicité sur le taux de respiration du saule (*Salix viminalis*). Comme le taux de respiration est corrélé à la production de photosynthèse et à la croissance, il s'agit d'un paramètre intéressant et facile à analyser pour connaître la toxicité d'un contaminant et la résistance des espèces de plantes étudiées (Trapp *et al.* 2000). Dans des études subséquentes, Ucisk et Trapp (2006, 2008) et Ucisk *et al.* (2007) ont utilisé la respiration comme paramètre pour connaître la toxicité des phénols singuliers, du 2,4-dichlorophénols et du 4-chlorophénol sur le saule. Dans ces expériences, la concentration d'exposition a eu un grand impact sur la toxicité. Aucun retard au niveau de la respiration n'a été constaté à 250 mg/L de phénols, 15mg/L de 4-chlorophénol et 5mg/L de 2,4-dichlorophénol. Par contre, la respiration du saule est réduite de 50% lorsqu'il est exposé à des concentrations de 500mg/L de phénol, de 37,3mg/L de 4-chlorophénol et de 10 mg/L de 2,4-dichlorophénol. À des concentrations supérieures à 1000 mg/L de phénol, à 79,9 mg/L de 4-

chlorophénol et entre 20 et 150mg/L de 2,4-dichlorophénol, le taux de respiration était presque nul et la plupart des saules n'a pas survécu (Ucisik et Trapp 2006, Ucisik *et al.* 2007, Ucisik et Trapp 2008). Selon ces trois études, le 2,4-dichlorophénol est beaucoup plus toxique que le 4-chlorophénol, qui est plus toxique que le phénol non-chloré pour *Salix viminalis*. Tront et Saunders (2006) ont également constaté un lien entre la diminution de l'activité métabolique de *Lemna minor*, mesurée via la respiration des plantes, et la toxicité du 2,4,5-trichlorophénols. Ils ont constaté que plus la teneur en 2,4,5-chlorophénol dans les tissus végétaux est élevée, plus l'activité métabolique (donc la respiration) est ralentie (Tront et Saunders 2006).

Les phénols et les chlorophénols étant des substances toxiques pour les plantes, ces dernières vont mettre en place des mécanismes de décontamination lorsque ces contaminants sont absorbés. Une des réponses des plantes suite à une exposition à des contaminants tels que des chlorophénols est l'augmentation de l'activité de leurs enzymes (Harvey *et al.* 2002). Par exemple, chez *Eichhornia crassipes*, les effets de la peroxidase, de la glutathione-s-transférase, de l'ascorbate peroxidase, de la superoxide dismutase et de glutathione réductase ont été augmentés en présence de 2 μM de PCP (Roy et Hänninen 1994). Cette augmentation de l'activité enzymatique va permettre aux plantes de transformer les contaminants absorbés afin de les rendre moins toxiques via des processus de déchloration ou par la création de différents conjugués (Roy et Hänninen 1994).

1.5.3. Phytoaccumulation des chlorophénols

L'absorption et la translocation d'un contaminant au sein d'une plante dépendent de sa solubilité (Salt *et al.* 1998). Dans le cas des chlorophénols, cette solubilité est fonction de l'hydrophobicité de chaque molécule, du pH du milieu

environnement et de la quantité de matière organique présente (Czaplicka 2004). La portion soluble des composés phénoliques chlorés a tendance à entrer et à se déplacer dans la plante en suivant son flux transpiratoire, ce qui implique un transport via le xylème (Harvey *et al.* 2002). Une analyse du taux de transpiration des plantes à l'étude a permis de mettre en évidence la voie d'entrée passive des 0-chlorophénols et des 2,4-dichlorophénols dans la plante, car le taux d'absorption des contaminants est relié à l'hydrophobicité des substances à l'étude (Su et Zhu 2006).

Chez *Eichhornia crassipes*, la plus grande partie de la bioaccumulation de PCP dans les tissus (parties aériennes et système racinaire) a lieu pendant le premier 12h d'exposition (Roy et Hänninen 1994). Lorsqu'exposée à des concentrations de 2µM de PCP, après seulement 48h d'exposition, *Eichhornia crassipes* a un facteur de bioaccumulation de 156 dans ses racines et de 114 dans ses feuilles (Roy et Hänninen 1994). Cette plus grande accumulation de PCP dans les racines par rapport aux parties aériennes peut être expliquée par une faible mobilité du PCP au sein de la plante en raison de sa faible solubilité (Roy et Hänninen 1994). Pour les semis de riz, les facteurs de bioconcentration pour les plantes exposées au 0-chlorophénol (entre 3 et 40 mg/L) et au 2,4-dichlorophénol (entre 3 et 40 mg/L) sont de $2,88 \pm 0,18$ et $12,5 \pm 1,04$ dans les racines et $2,74 \pm 0,22$ et $4,27 \pm 1,14$ dans les parties aériennes respectivement (Su et Zhu 2006). Pascal-Lorber *et al.* (2004) ont testé la capacité de six espèces de macrophytes pour absorber et transformer les 2,4-dichlorophénols. Les six espèces de macrophytes testées (*Salvinia natans*, *Lemna minor*, *Glyceria maxima*, *Mentha aquatica*, *Myriophyllum spicatum* et *Hippuris vulgaris*) ont la capacité de bioaccumuler et de métaboliser des DCP via la formation de conjugué avec des glucoses ou des pentoses (Pascal-Lorber *et al.* 2004).

1.5.4. Le traitement des chlorophénols en marais filtrants

Dans les marais filtrants, plusieurs mécanismes peuvent être responsables de l'enlèvement des contaminants organiques de la phase liquide. Ces mécanismes peuvent être divisés en deux catégories, les processus non-destructifs et les processus destructifs (Imfeld *et al.* 2009) :

➤ **Processus non-destructifs :**

- Volatilisation et phytovolatilisation : Volatilisation directe des contaminants à partir de la matrice contaminée (volatilisation) ou par le flux transpiratoire des plantes (phytovolatilisation).
- Phytoabsorption et phytoaccumulation : Absorption et accumulation des contaminants dans les tissus des plantes sans être dégradés.
- Sorption et sédimentation : Liaison physique ou chimique des contaminants sur les particules de sol (le plus souvent sur la matière organique).

➤ **Processus destructifs :**

- Phytodégradation : Capacité qu'ont les plantes à dégrader les contaminants organiques auxquels ils sont exposés.
- Dégradation microbienne : Capacité qu'ont les micro-organismes associés aux racines à dégrader des contaminants organiques.

Plusieurs composantes vont jouer des rôles différents dans le traitement des composés organiques. Pour le traitement des contaminants organiques résilients à la dégradation, le substrat va jouer un rôle important dans la rétention des contaminants (Dordio et Carvalho 2013). Le substrat permet la sorption des contaminants difficilement dégradables avec les particules de sols, ce qui limite leur mobilité (Dordio et Carvalho 2013). De plus, le type de substrat ainsi que les conditions physico-chimiques présentes vont grandement influencer la capacité

des micro-organismes à dégrader les contaminants présents (Dordio et Carvalho 2013). Le choix d'un substrat adéquat va donc favoriser la rétention des polluants et leur traitement par les micro-organismes.

La dégradation microbienne des chlorophénols semble être le processus le plus prometteur en marais filtrants. Plusieurs processus de dégradation des chlorophénols par les micro-organismes ont été identifiés. La dégradation des chlorophénols par les micro-organismes va dépendre à la fois du nombre et de la position des chlores autour du cycle aromatique (Czaplicka 2004). Les composés ayant des chlores aux positions 3 ou 3,5 par rapport au groupement OH ont moins tendance à être dégradés (Czaplicka 2004). Dans les environnements naturels, une dégradation lente et partielle des chlorophénols est observable à la fois dans les milieux aérobies et anaérobies (Annachatre et Gheewala 1996). Les chlorophénols sont sujets à une dégradation aérobie par métabolisme ou co-métabolisme et à une dégradation anaérobie par déchlorination réductive (Field et Sierra-Alvarez 2007).

Le co-métabolisme implique la dégradation d'un contaminant sans utiliser ce dernier comme source de carbone principal. Plusieurs souches de *Pseudomonas* ont été identifiées comme étant capable de co-métaboliser des chlorophénols (Bestetti *et al.* 1992, Haider *et al.* 1974). L'ortho-créosol, le phénol singulier et même certains chlorophénols (différents de ceux co-métabolisés) sont utilisés par les micro-organismes comme substrat primaire afin de co-métaboliser des chlorophénols (Field et Sierra-Alvarez 2007). Des champignons de plusieurs ordres taxonomiques (Ascomycetes, Basidiomycetes, Zygomycetes, Deuteromycetes) ont la capacité de dégrader des chlorophénols (Field et Sierra-Alvarez 2007). Ce sont les « *white rot fungi* » qui ont été le plus souvent étudiés parce qu'ils possèdent des enzymes dégradateurs de lignine impliqués dans le

processus de dégradation des chlorophénols (Field et Sierra-Alvarez 2007). À l'inverse, plusieurs espèces dégradatrices des chlorophénols vont également utiliser ces derniers comme source de carbone. Plus de 70 souches différentes de bactéries aérobies ont été identifiées comme étant capables d'utiliser les chlorophénols comme seule source de carbone (Field et Sierra-Alvarez 2007).

La dégradation anaérobie des chlorophénols se fait par déchloration réductive, ce qui implique de remplacer les chlores par des atomes d'hydrogène (Field et Sierra-Alvarez 2007). Cette dégradation peut se faire à la fois par co-métabolismes ou via l'utilisation de chlorophénol comme seule source de carbone, ces deux mécanismes étant difficilement différenciables (Field et Sierra-Alvarez 2007).

Les plantes vont également avoir des rôles importants à jouer dans le traitement, tant de manière directe qu'indirecte. En plus de pouvoir accumuler des chlorophénols dans leurs tissus, tel que mentionné dans la section 1.5.3., les plantes peuvent favoriser la présence de micro-organismes dégradateurs de chlorophénols (Miller et Dyer 2002). Miller et Dyer (2002) ont démontré que l'*Agropyron cristatum* augmente le nombre de micro-organismes dégradateurs de PCP en produisant des exsudats racinaires. Ferro *et al.* (1994) ont également démontré que la dégradation du PCP est favorisée par la présence de plantes. Dans le système planté, le taux de minéralisation observé est de 23,1 mg/kg de sol contrairement à 6,6 mg/kg de sol pour le système non-planté (Ferro *et al.* 1994). Comme ce sont les micro-organismes qui sont majoritairement responsables de la minéralisation du PCP, ces résultats indiquent que les plantes favorisent la présence de micro-organismes dégradateurs dans leur rhizosphère (Ferro *et al.* 1994).

Bien que le potentiel des marais filtrants pour l'enlèvement de contaminants organiques soit souvent mentionné dans les études scientifiques, peu d'études portent spécifiquement sur le traitement des chlorophénols en marais filtrants. Dans un marais filtrant horizontal sous-surfacique planté avec *Phragmites australis*, Matamaros (2007) a évalué la capacité du système à traiter huit polluants sur la liste des polluants prioritaires européens. Pour le pentachlorophénol, leur efficacité de traitement était supérieure à 90%.

1.6. LES DIOXINES ET LES FURANES

1.6.1. Propriétés physico-chimiques des dioxines et furanes

Les dioxines et les furanes (PCDD/F) sont des sous-produits créés lors du processus de traitement de poteaux de bois au PCP (Campanella *et al.* 2002). Ils appartiennent à la famille des polluants organiques persistants (POPs) en raison de leur extrême résilience. En tout, il existe 210 congénères différents de dioxines et furanes (Badea 2013). La structure générale des dioxines et des furanes est présentée à la figure 1.3.

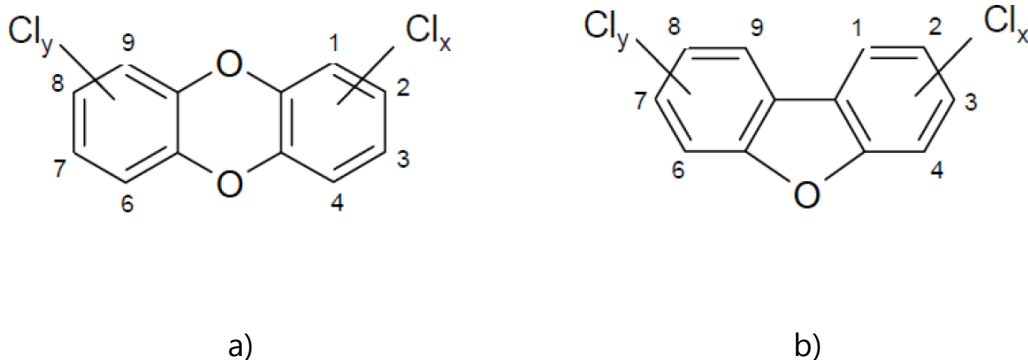


Figure 1.3 : Structure chimique générale des a) Dioxines, b) furanes. Tirée de Badea (2013).

Sur ces 210 congénères, 17 possèdent des chlores en position 2,3,7 et 8. (Govers et Krop 1998). Les 2,3,7,8-tetrachlorodibenzo-p-dioxines et les 2,3,7,8-tetrachlorodibenzo-p-furanes sont considérés comme étant les composés les plus toxiques découverts à ce jour (Campanella *et al.* 2002). C'est non seulement le nombre de chlores autour du cycle aromatique, mais également leurs positions qui déterminent le niveau de toxicité des PCDD/F. Le facteur d'équivalence de toxicité est une mesure relative des composés d'un même groupe en fonction du composé le plus toxique. Ici, ce sont les 2,3,7,8-tetrachlorodibenzo-p-dioxines et les 2,3,7,8-tetrachlorodibenzo-p-furanes qui sont utilisés comme composés de références, portant un équivalent toxique de 1. Les autres congénères possèdent des facteurs d'équivalences toxiques variant entre 0,001 et 0,1. L'OTAN est la première à avoir développé des facteurs de toxicité pour les dioxines et furanes en 1988. L'OMS a, par la suite, revu et corrigé les valeurs d'équivalence de toxicité en 1998 (tableau 1.III.).

Tableau 1.III. Facteurs internationaux de toxicité développés par l'OMS (1998)
 pour les PCDD et les PCDF
 à partir de Van den Berg *et al.* (1998)

congénères	facteur de toxicité
2,3,7,8-TCDD	1
1,2,3,7,8-PeCDD	0,5
1,2,3,4,7,8-HxCDD	0,1
1,2,3,6,7,8-HxCDD	0,1
1,2,3,7,8,9-HxCDD	0,1
1,2,3,4,6,7,8-HpCDD	0,01
OCDD	0,001
2,3,7,8-TCDF	0,1
2,3,4,7,8-PeCDF	0,5
1,2,3,7,8-PeCDF	0,05
1,2,3,4,7,8-HxCDF	0,1
1,2,3,7,8,9-HxCDF	0,1
1,2,3,6,7,8-HxCDF	0,1
2,3,4,6,7,8-HxCDF	0,1
1,2,3,4,6,7,8-HpCDF	0,01
1,2,3,4,7,8,9-HpCDF	0,01
OCDF	0,001

Ces composés sont également excessivement hydrophobes ($< 2 \times 10^{-7}$ g L⁻¹ pour les TCDD) (Halden et Dwyer 1997). Cette hydrophobicité détermine d'ailleurs le destin des dioxines et des furanes dans l'environnement (Halden et Dwyer 1997). Dans l'eau, comme les dioxines et furanes sont peu solubles, ils vont avoir tendance à aller se lier à la matière organique dissoute (DOM) ou particulaire (POM) (Frankki *et al.* 2007). Frankki *et al.* (2007) ont déterminé que les congénères les plus solubles vont être équitablement distribués entre la matière organique dissoute et particulaire contrairement aux congénères les moins solubles qui vont plutôt avoir tendance à être liés avec la matière organique particulaire (Frankki *et al.* 2007). Malgré le fait que les dioxines et les furanes soient difficilement dégradables dans l'environnement, certaines conditions du milieu dans lequel ils se trouvent peuvent avoir une influence sur leur biodisponibilité ou leur biodégradabilité. Kao *et al.* (2001) ont réalisé des expériences pour déterminer l'effet du potentiel redox sur la biodégradabilité des dioxines et des furanes. Ils ont déterminé que seules des conditions de déchloration réductives sont efficaces pour dégrader les dioxines et furanes tétrachlorés (en 2,3,7,8). Toutes les autres conditions testées (biodégradation aérobie, biodégradation co-métabolique, méthanogénèse et réduction ferreuse) n'ont pas permis de dégrader efficacement les tétrachloro-dibenzodioxines et tétrachloro-dibenzofuranes (Kao *et al.* 2001).

1.6.2. Phytotoxicité des dioxines et furanes

Comme dans le cas des chlorophénols, c'est le nombre et la position des chlores autour du cycle aromatique qui déterminent la toxicité des dioxines et des furanes. Bien qu'il soit reconnu que les dioxines et les furanes sont des composés hautement toxiques, peu d'études ont réellement porté sur leur phytotoxicité. Hanano *et al.* (2013) ont analysé les effets toxiques des 2,3,7,8-TCDD sur

Arabidopsis thaliana. Ces derniers ont observé une diminution de la germination des graines, de la biomasse fraîche, de la production de chlorophylle et de l'allongement primaire des racines en présence de TCDD (Hanano *et al.* 2013). Par contre, les auteurs n'ont pas constaté de différences quant au contenu en caroténoïdes et ils ont constaté une augmentation de la production de biomasse latérale des racines. La figure 1.4. présente l'effet morphologique des TCDD sur *Arabidopsis thaliana*.

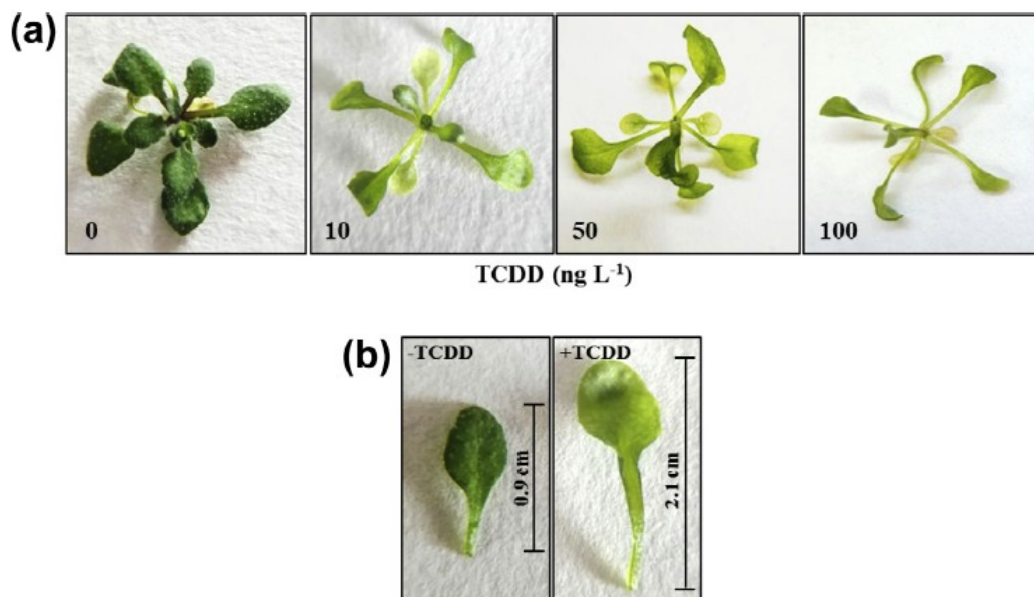


Figure 1.4. Effet morphologique des TCDD sur la croissance d'*Arabidopsis thaliana*. a) plante exposée à des concentrations variant entre 0 et 100 ng/L de TCDD et b) comparaison entre la feuille d'un témoin (droite) à une feuille exposée à 10ng/L de TCDD. Tirée de Hanano *et al.* (2013).

1.6.3. Phytoaccumulation de dioxines et furanes

Il existe plusieurs voies d'entrée des dioxines et des furanes dans les plantes (Huelster *et al.* 1994) :

- Par adsorption à la surface des racines;
- Par translocation des racines vers les parties aériennes;
- Par absorption des dioxines et furanes volatiles par les parties aériennes des plantes;
- Par dépôts de dioxines et furanes sur la plante par le vent.

Selon McCrady (1994) la principale voie d'entrée des dioxines et furanes dans les plantes se fait par dépôt sur les parties aériennes plutôt que par translocation. Trapp et Matthies (1996) ont également évalué la possibilité que les PCDD/F soient volatilisés du sol pour être ensuite absorbés par les tissus aériens. Les chercheurs ont déterminé que cette voie d'entrée des dioxines et furanes dans les plantes était seulement possible en présence de sols hautement contaminés (Trapp et Matthies 1996). Fang *et al.* (2008) montrent aussi que la contamination de plusieurs espèces de plantes (*Phragmites australis*, *Polygonum orientale*, et *Artemisia selengensis*) exposées à des dioxines et furanes les ont majoritairement accumulés dans leurs tissus par volatilisation des composés à partir du sol, puis par captation subséquente par les feuilles des plantes. Les travaux effectués par Welsch-Pausch *et al.* (1995) sur *Lolium perenne* en arrivent aux mêmes conclusions. Quant à Schroll et Scheunert (1993), ils en sont venus à des conclusions similaires en analysant la quantité d'OCDD dans les carottes. Aucune translocation des racines vers les parties aériennes n'a été observée : seule une

volatilisation des OCDD, suivie par une captation des molécules volatilisées s'est produite (Schroll et Scheunert 1993).

Toutefois, des études ont mis en évidence la capacité de certaines espèces de plantes à absorber et à transloquer des PCDD/F. *Cucurbita pepo* apparaît comme étant l'espèce ayant les meilleures capacités d'absorption, mais surtout de translocation de dioxines et furanes (Huelster *et al.* 1994). Les cucurbitacées ont la capacité d'accumuler dans leurs fruits des concentrations de dioxines et de furanes de deux ordres de grandeur supérieures aux quantités trouvées dans les autres fruits et légumes (Huelster *et al.* 1994). Huelster *et al.* (1994) suggèrent que la principale voie d'absorption de dioxines et de furanes chez les citrouilles et les courgettes est par l'absorption racinaire, puis la translocation vers les parties aériennes, contrairement au concombre dont la voie d'entrée se fait principalement par dépôts sur les feuilles. Pour faire suite à leurs études sur l'absorption de dioxines et furanes par l'espèce *Cucurbita pepo*, Huelster *et al.* (1994) ont émis l'hypothèse que cette translocation inattendue de grandes concentrations de dioxines et furanes vers les parties aériennes des plantes pourrait être causée par la production d'exsudats racinaires par les cucurbitacées. Campanella et Paul (2000) ont testé cette hypothèse en se servant de l'espèce *Cucumis melo* et en utilisant *Cucurbita pepo* à titre de référence. Plusieurs substances pouvant se lier aux dioxines et aux furanes ont été détectées chez les deux espèces étudiées, en support de l'hypothèse émise par Huelster *et al.* (1994).

La quantité de TCDD accumulée dans les tissus d'*Arabidopsis thaliana* a été analysée par Hanano *et al.* (2013). Ils ont déterminé qu'*Arabidopsis thaliana* a la capacité d'accumuler 20 ± 2 , 27.5 ± 3 et 28.5 ± 2 pg g⁻¹ et de transloquer 20 ± 2 , 27.5 ± 3 et 28.5 ± 2 pg g⁻¹ lorsqu'exposé à des concentrations de 10, 50 et 100

ng de TCDD L⁻¹ respectivement. Jou *et al.* (2007) ont également analysé la concentration de dioxines présente dans les tissus de plusieurs espèces de plantes. Les valeurs analysées dans les tissus végétaux varient entre 12.7 et 2919 ng-TEQ de dioxines par kg de masse sèche tandis que la concentration de dioxines présente dans le sol variait entre 74,6 et 979000 ng TEQ/kg de sol. Par contre, dans cette étude, les différentes voies d'entrée possible des dioxines dans les plantes récoltées n'ont pas été identifiées. La plupart des espèces ayant accumulé de plus grandes quantités de dioxines dans leurs feuilles que dans leurs racines, l'adsorption ou l'absorption de dioxines liées à des particules de sols ou volatilisées est une voie possible de contamination dans cette expérience (Fang *et al.* 2008). Afin d'éviter ce type de problème d'interprétation, Zhang *et al.* (2009) ont soustrait la quantité de dioxines et furanes accumulée dans les plantes par volatilisation afin de calculer la capacité de 12 espèces de plantes à absorber, puis transloquer les PCDD/F. Pour ce faire, ils ont mis des plantes dans un substrat non-contaminé à proximité des sols contaminés pour calculer la proportion volatilisée et absorbée par les feuilles. Ils ont déterminé que pour le maïs, le soja, le riz, le chou la tomate et le chrysanthème, la translocation était négligeable contrairement aux cucurbitacées, au blé et au sorgho. Chez le blé et le sorgho, les facteurs de translocation sont de 0,0013 et 0,0012 respectivement en comparaison avec la courgette qui a le facteur de translocation le plus élevé (0,0089) (Zhang *et al.* 2009).

1.6.4. Traitement des dioxines et furanes par marais filtrants

Les mécanismes impliqués dans le traitement des dioxines et furanes par marais filtrants sont les mêmes que ceux énoncés pour le traitement des chlorophénols. Il a été démontré que les plantes combinées à leur microflore associée ont la capacité de décontaminer un milieu contaminé en dioxines et furanes

(Campanella *et al.* 2002). C'est le cas d'*Arabidopsis thaliana* qui est responsable de l'enlèvement de 72, 58 et 55% de la quantité de TCDD présents dans le sol lorsqu'il est exposé à des concentrations de 10, 50 et 100 ng L⁻¹ respectivement (Hanano *et al.* 2013).

Bien que les dioxines et les furanes soient des composés hautement résistants à la biodégradation (Crosby 1981), des expériences portant sur des sols contaminés ont montré que leur dégradation par des micro-organismes est possible. Adriaens *et al.* (1995) ont réalisé une expérience comparant des sédiments ayant été autoclavés à des sédiments non-autoclavés afin de voir l'impact des micro-organismes sur la dégradation de dioxines et furanes. Leurs résultats sont concluants et ils constatent qu'il se produit une déchloration dans les deux systèmes (autoclavé et non autoclavé), mais que la déchloration des sédiments autoclavés est limitée à l'enlèvement de deux chlores (Adriaens *et al.* 1995). Dans une étude subséquente, Barkovskii et Adriaens (1996) ont montré que la déchloration des tri-CDD est attribuable aux micro-organismes, car aucune déchloration de ces congénères n'a été possible dans un système pasteurisé. Deux mécanismes principaux de dégradation ont été identifiés pour les dioxines et les furanes. Alors que les composés faiblement chlorés peuvent être dégradés par métabolisme co-métabolique en conditions aérobies, les composés les plus fortement chlorés sont dégradés par déchloration réductive en condition anaérobie, (Field et Sierra-Alvarez 2008).

La plupart des études portant sur la dégradation de dioxines et furanes a eu lieu sur les congénères faiblement chlorés. En effet, dans la grande majorité des cas, la dégradation aérobie a été identifiée comme mécanisme principal de dégradation pour les di- et les mono-CDD (Field et Sierra-Alvarez 2008). La dégradation bactérienne débute le plus souvent par la désoxygénase angulaire

qui vient cliver le cycle aromatique (Nojiri et Omori 2002). En plus des bactéries, plusieurs champignons ont été identifiés comme étant capables de faire de la dégradation aérobie (Field et Sierra-Alvarez 2008). Les champignons de la pourriture blanche sont le groupe de champignon le plus important dans la dégradation de dioxines et furanes. C'est à cause d'une de leurs enzymes, la lignine peroxidase, qu'ils arrivent à transformer les dioxines en composés moins toxiques.

De plus, le caractère hydrophobe de dioxines et furanes en font des composés facilement traitables en marais filtrants parce qu'ils vont avoir tendance à aller se lier avec la matière organique particulaire présente dans les marais (Frankki *et al.* 2007). Comme pour le traitement de chlorophénols en marais filtrants, le choix du substrat est très important parce qu'un substrat adéquat va permettre la rétention des dioxines et furanes et favoriser leur dégradation par les micro-organismes (Dordio et Carvalho 2013). Par exemple, Badea (2013) a déterminé que la rétention des dioxines et furanes dans les sols était corrélée à la présence de tourbe, mais pas à la présence d'argile. La présence de tourbe dans les marais serait donc à privilégier pour la rétention des dioxines et furanes.

Ces données sont encourageantes quant à la décontamination d'un effluent contaminé aux dioxines et aux furanes par marais filtrants.

1.7. CONTAMINATION MIXTE

1.7.1. Caractéristiques générales d'une contamination mixte

Les contaminants organiques et inorganiques ont été discutés séparément dans les précédentes sections. Par contre, en présence simultanée de métaux, de métalloïdes et de polluant organiques persistants, des interactions entre les polluants peuvent se produire, augmentant leur toxicité et réduisant leur potentiel de traitement (Batty et Dolan 2013). Ces interactions seront discutées dans les prochaines sections.

1.7.2. Phytotoxicité d'une contamination mixte

La présence simultanée d'éléments traces et de composés organiques aurait un effet synergique sur les plantes. Cet effet synergique peut s'expliquer de plusieurs façons. Premièrement, la présence de métaux peut inhiber la croissance bactérienne entourant les racines, empêchant ces dernières de détoxifier adéquatement les contaminants de nature organique (Batty et Dolan 2013, Sandrin et Hoffman 2007). Les métaux peuvent également réduire la croissance des plantes, ce qui aura pour effet de d'inhiber l'action des communautés bactériennes.

Deuxièmement, un contaminant peut changer les conditions physico-chimiques, rendant l'autre contaminant plus toxique. C'est ce qu'a montré une analyse réalisée par Babu *et al.* (2001). L'analyse simultanée de la présence d'HAP et de cuivre a montré que la présence d'HAP comme co-contaminant peut induire un changement au niveau du potentiel redox dans les systèmes biologiques, ce qui mène à une toxicité aigüe du cuivre.

Néanmoins, le plus souvent, les mécanismes impliqués dans la toxicité conjointe des contaminants de nature organique et inorganique n'est pas comprise. Dans une expérience portant sur la co-contamination d'un sol au benzo[a]pyrene et aux métaux (Pb, Cd et Cu), la présence simultanée de benzo[a]pyrene et de métaux inhibait la croissance de *Tagetes patula* tandis que la présence de benzo[a]pyrene seule avait un effet bénéfique sur sa croissance (Sun *et al.* 2011). À l'inverse, certaines études ont montré une augmentation de la croissance des plantes lorsqu'exposé à une co-contamination. C'est le cas de Lin *et al.* (2006) qui ont déterminé qu'en présence d'une faible concentration de PCP (50 mg/kg) une augmentation de la dose d'exposition de cuivre (de 0 à 150 à 300 mg/kg) avait un effet bénéfique sur la croissance de *Lolium perenne* et *Raphanus sativus*. Par contre, cette tendance s'inverse en présence de 100mg/kg de PCP. Beaucoup de résultats s'opposent dans la littérature, montrant le besoin d'une meilleure compréhension de l'interaction de pollution de nature diverse sur les plantes.

1.7.3. Effet d'une contamination mixte sur la phytoaccumulation

En plus d'avoir un effet conjoint sur la toxicité, les éléments traces et les polluants organiques peuvent altérer ou amplifier la capacité de phytoaccumulation des plantes. Par exemple, la présence de composés organiques peut augmenter la biodisponibilité des métaux pour les plantes (Batty et Dolan 2013). Néanmoins, certaines études ont prouvé qu'à l'inverse, la présence de métaux va avoir un effet négatif sur la capacité de bioaccumulation de contaminants organiques. C'est le cas de Sun *et al.* (2011) qui ont déterminé qu'en présence de métaux, la capacité de *Tagetes patula* pour bioaccumuler du benzo[a]pyrene était réduite.

1.7.4. Traitement d'une contamination mixte en marais filtrants

La présence simultanée de contaminants organiques et inorganiques en marais filtrant peut avoir un effet important sur les communautés microbiennes. En plus d'impliquer l'inhibition de populations microbiennes, la présence de co-contamination peut également impliquer un changement au niveau des communautés (Batty et Dolan 2013). Ces changements au niveau des populations et des communautés microbiennes peuvent avoir des effets importants sur la capacité de dégradation des micro-organismes. La réponse des plantes est un autre paramètre important à considérer pour l'implantation dans un système devant traiter un effluent mixte. En effet, les plantes ayant la meilleure capacité de survie en milieu co-contaminé pourront plus efficacement soutenir les communautés bactériennes dégradatrices de composés organiques.

L'utilisation de système de marais filtrants combinés pour le traitement d'effluents co-contaminés a très peu été étudiée dans des systèmes réels. Pourtant, une augmentation mondiale de la pollution de nature mixte, contenant à la fois des contaminants organiques et inorganiques justifie l'étude de tels systèmes. La mise en place de système pilotes de marais filtrant pour le traitement d'effluent co-contaminé devrait donc être testée pour mieux comprendre leur potentiel de traitement.

1.8. RECHERCHE ET PERSPECTIVES

La revue de littérature précédente démontre : 1) le besoin de mettre en place de nouvelles techniques de traitement *in situ* abordables et favorables pour l'environnement, 2) l'efficacité des plantes à traiter des contaminants provenant d'agents de préservation du bois tel que l'arsenic, le chrome, le cuivre, les chloropénols et les PCDD/F, et 3) la possibilité de traiter ces contaminants à l'aide d'un système de marais filtrant. En effet, plusieurs mécanismes, induits directement par les plantes ou par les micro-organismes présents dans la rhizosphère, permettent de stocker, volatiliser ou dégrader à la fois les contaminants organiques et inorganiques. À ce jour, aucune étude n'a porté sur le traitement d'ACC, de PCP, de dioxines et de furanes présents dans un même effluent à l'aide d'un système de marais filtrants. De plus, très peu d'études portent sur la comparaison des capacités de plusieurs espèces à survivre en milieu contaminé et à détoxifier un lixiviat chargé de contaminants mixtes. Cette brève revue de littérature justifie l'utilisation de marais filtrant pour le traitement d'eau contaminée par des composés organiques et inorganiques tel que le lixiviat de poteaux traités à l'ACC et au PCP.

1.9. OBJECTIFS ET HYPOTHÈSES

Ce mémoire s'inscrit dans un projet de plus grande envergure ayant comme objectif principal d'évaluer le potentiel de traitement d'un système de marais filtrants combiné pour traiter un lixiviat contaminé aux agents de préservations du bois (c.-à.-d. PCP, dioxines, furanes, ACC). Pour ce faire, un site expérimental, contenant quatre systèmes de marais filtrants différents et un bassin de saule a été mis en place sur le site d'une cour à poteaux afin de traiter le lixiviat provenant du contact entre l'eau de pluie et le bois traité. Un schéma de ce site expérimental est présenté à l'annexe 1. Les quatre systèmes présents sur le site sont opérés par des entités différentes. Deux systèmes sont opérés par des firmes de génie conseil en environnement, un système est opéré par l'école Polytechnique de Montréal et un système est opéré par l'Institut de recherche en biologie végétale (IRBV). De plus, un bassin de saule est situé à la fin de la chaîne de traitement et récolte l'effluent des quatre systèmes présents sur le site.

L'objectif général de ce mémoire, en lien avec l'objectif principal du projet, est d'évaluer le rôle des plantes dans le traitement d'un lixiviat contaminé aux agents de préservations du bois. Pour ce faire, plusieurs objectifs spécifiques ont été formulés.

Le premier objectif est d'identifier l'effet de la concentration d'exposition sur la capacité de résistance et de bioaccumulation de quatre espèces de macrophytes (*Phragmites australis australis*, *Phragmites australis americanus*, *Phalaris arundinacea* et *Typha angustifolia*). Notre première hypothèse est que toutes les espèces de plantes seront négativement affectées par une augmentation de la concentration en contaminants. *Phragmites australis australis* sera moins affectée que les autres espèces de macrophytes parce que, selon la littérature, elle a une meilleure capacité de survie en milieu contaminé. Afin de répondre à cet objectif,

une expérience en pot, dans laquelle les quatre espèces de plantes testées ont été mises en contact avec trois concentrations d'eau contaminée différentes et un témoin a été mise en place. Les résultats de cette expérience sont présentés au chapitre 2 de ce mémoire.

Un deuxième objectif a pour but de comparer le rôle de ces quatre espèces de macrophytes dans un système de marais filtrant de taille pilote. Notre deuxième hypothèse est que l'enlèvement des contaminants par les plantes sera corrélé à leur production de biomasse. L'espèce ayant la plus grande production de biomasse aérienne et racinaire sera l'espèce avec les meilleures performances de décontamination. Pour valider cette hypothèse, le suivi de 4 marais filtrants horizontaux sous-surfaciques de taille pilote, plantés chacun d'une des quatre espèces de macrophytes à l'étude, a été effectué pendant les étés 2013 et 2014. Ces systèmes correspondent aux marais opérés par l'IRBV sur le schéma de l'annexe 1. Les résultats de cet objectif sont présentés au chapitre 3 de ce mémoire.

Un troisième objectif a pour but d'identifier l'effet d'un bassin de saules, situé à la fin de la chaîne de traitement, sur la quantité et la qualité de l'effluent sortant du système. Notre troisième hypothèse est que la quantité d'effluent sortant du système sera réduite grâce à l'évapotranspiration du bassin de saule. La qualité de l'effluent rejeté sera également plus grande parce que le bassin de saule va jouer un rôle de polissage en enlevant les contaminants restants dans l'effluent provenant des marais. Pour ce faire, le suivi du bassin de saule présent sur le site expérimental a été effectué pendant les deux étés de traitement. Les résultats de cet objectif sont présentés au chapitre 4 de ce mémoire.

2. CHAPITRE 2 : EXPÉRIENCE EN POTS TESTANT L'EFFET DE LA CONCENTRATION DU LIXIVIAT

2.1. OBJECTIFS

L'objectif de ce chapitre est de déterminer l'effet de la concentration d'exposition sur la résistance et la capacité de bioaccumulation de quatre espèces de macrophytes exposées à un lixiviat contaminé aux agents de préservation du bois. Pour ce faire, une expérimentation, visant à faire varier la concentration en contaminants avec lesquels les plantes sont en contact, a été effectuée pour mettre en évidence :

- i. L'effet de la concentration en contaminants sur la survie et la croissance des plantes
- ii. L'effet de la concentration en contaminants sur la capacité des plantes à bioaccumuler ces contaminants dans leurs tissus.

2.2. MÉTHODOLOGIE

2.2.1. Dispositif expérimental :

Quatre espèces de macrophyte (*Phragmites australis australis*, *Phragmites australis americanus*, *Typha angustifolia* et *Phalaris arundinacea*) ont été plantées dans des pots de plastique de 30 cm de diamètre puis placées dans des bacs de traitement de 1,2 x 0,8 x 0,3 m à raison de 2 pots par espèce de macrophyte par bac, pour un total de 8 pots par bac. La disposition des espèces de macrophyte dans les bacs a été effectuée de façon aléatoire. Des briques ont été placées sous les pots pour les surélever, afin que la surface du pot soit plus haute que le bord du bac. Afin de limiter l'entrée d'eau par la pluie dans le bac et la sortie d'eau par

évaporation, des coroplastes ont été percés de 8 cercles et placés sur le dessus des bacs de traitements pour couvrir la portion d'eau libre des bacs tout en exposant les pots. Afin d'avoir un accès direct à l'eau des bacs, des tubes de niveau d'eau ont été installés dans chacun des bacs de traitement. Chaque bac de traitement a été rempli avec l'une des trois concentrations d'eau contaminée (C_1 , C_2 ou C_3) ou de l'eau claire (C_0) comme témoin. Les quatre traitements possibles (C_0 , C_1 , C_2 et C_3) sont répliqués trois fois, pour un total de 12 bacs, et disposés en blocs aléatoires dans l'espace. Le schéma d'un bac de traitement ainsi que la disposition dans l'espace des répliqués sont représentés à la figure 2.1.

2.2.2. Alimentation du dispositif :

La concentration C_3 en eau contaminée a été obtenue par la macération de morceaux de bois traités au pentachlorophénol et à l'arséniate de cuivre chromaté à part égale dans 1m^3 d'eau du robinet, pendant un mois. Les concentrations C_2 et C_1 ont été obtenus par dilution de la solution C_3 . La concentration C_2 est composée de 50% d'eau contaminée et de 50% d'eau du robinet tandis que C_1 est composée de 25% d'eau contaminée et 75% d'eau du robinet. Le témoin C_0 est, quant à lui, composé de 100% d'eau du robinet. Les concentrations de contaminants présents dans l'eau de concentration C_3 ont été mesurées, tandis que les concentrations en contaminants présents dans l'eau des concentrations C_2 et C_1 ont été estimées sur la base des résultats des concentrations de C_3 (tableau 2.I). Chaque bac de traitement est rempli avec un volume de 160 L d'eau de concentration C_0 , C_1 , C_2 ou C_3 , ce qui permet de maintenir l'eau environ 5 cm sous la surface du substrat. Afin de compenser les pertes d'eau par évapotranspiration et de maintenir le niveau d'eau voulu, de l'eau claire a été ajoutée au besoin dans chaque bac de traitement, deux fois par semaine. L'eau macérée a été renouvelée après 35 jours d'exposition.

2.2.3. Matériel végétal :

Pour *Typha angustifolia* et *Phragmites australis australis*, des spécimens provenant de colonies naturelles, situées à proximité du site expérimental, ont été utilisées. Les spécimens de *Phragmites australis americanus* utilisés ont été d'abord cultivés en serre à partir de semences récoltées en 2011 en bordure du Lac Saint-François, à proximité de Saint-Anicet. Pour les trois espèces de plantes précédentes, des amas de rhizomes d'environ 20 cm de diamètre ont été plantés dans chaque pot de plastique. *Phalaris arundinacea* a été semé directement sur le substrat, à partir de semences achetées chez un distributeur (Gloco inc., Montréal). La veille de la première alimentation en eau contaminée, seul 20 pousses de *Phalaris arundinacea* ont été conservées dans chacun des pots, les autres semis ayant été coupés à proximité du sol. Le substrat utilisé est majoritairement composé de sable et de tourbe. Sa composition exacte est gardée confidentielle pour des raisons commerciales. Une période d'acclimatation de 45 jours, où les plantes étaient exposées à de l'eau claire, a suivi l'ensemencement et la transplantation des spécimens afin de permettre aux plantes de saturer le milieu. L'expérience a débuté le 8 juillet 2013.

2.2.4. Prise de données :

Des mesures de croissance ont été réalisées toutes les deux semaines (hauteur de tiges selon 6 classes et nombre de tiges) à partir du 8 juillet et tous les mois (conductance stomatique et teneur en chlorophylle des feuilles) à partir du 22 juillet. Le pH, le potentiel redox, la conductivité et la température ont été mesurés à l'aide d'une multisonde toutes les deux semaines à partir du 9 août 2013. Les données brutes sont présentées à l'annexe 3. Après la première moitié de l'expérience, soit après 35 jours d'exposition, Un des deux spécimens de chaque

espèce de macrophyte présent dans chaque bac de traitement a été choisi aléatoirement et coupé afin de pouvoir procéder à des analyses destructives, soit l'analyse de la teneur en polluants et la mesure de la biomasse fraîche et sèche des parties aériennes et souterraines. Des morceaux de coroplastes supplémentaires ont été ajoutés pour colmater les ouvertures laissées par l'enlèvement de la moitié des pots. L'autre moitié des plantes a été coupée et analysée à la fin de l'expérimentation, soit après 70 jours d'exposition.

Pour les analyses des tissus, 30 g de tissus aériens et racinaires ont été prélevés de chacun des plants et analysés séparément. Tous les tissus souterrains ont été lavés avec l'eau du robinet. Aucun prétraitement n'a été effectué pour les échantillons de tissus aériens. Tous les échantillons ont été placés dans des contenants de verre de 1L et entreposés à une température de 4°C jusqu'au moment de l'analyse.

2.2.5. Analyse de données :

Les analyses des teneurs en métaux et chlorophénols des tissus végétaux ont été effectuées par AGAT laboratoire selon les normes du CEAEQ. Les métaux ont été analysés par spectrométrie de masse couplée à une source d'émission au plasma d'argon (ICP-MS) (CEAEQ 2014). Les chlorophénols ont quant à eux été analysés par dosage par chromatographie en phase gazeuse couplée à un spectromètre de masse après dérivation avec l'anhydride acétique (CEAEQ 2013). Pour les métaux, le pourcentage de recouvrement doivent se situer entre 70 et 130% pour les liquides et entre 50 et 150% pour les solides. Pour les chlorophénols, le recouvrement des étalons doit se situer entre 20 et 110% pour que la mesure soit conservée. Des analyses ont également été effectuées sur des matériaux de référence certifiée. Le seuil d'acceptabilité est de $\pm 20\%$ pour les inorganiques et $\pm 30\%$ pour les organiques pour 90% des échantillons. Le 10% d'échantillons

résiduel peut avoir un écart allant jusqu'à 60%. Les matériaux utilisés sont dictés par le catalogue des matériaux de référence (CEAEQ 2010). Aucun blanc de terrain n'a été effectué pour les analyses d'échantillons de tissus végétaux ou sur l'eau macérée. Par contre, des blancs de méthodes ont été effectués sur tous les échantillons. Les données ont été retenues lorsque les valeurs des blancs de méthodes ne dépassaient pas la limite de quantification.

Pour la biomasse, la totalité du matériel végétal contenu dans chaque pot a été récoltée. Le matériel végétal aérien et racinaire a été pesé frais afin de connaître la biomasse fraîche, puis transféré dans un séchoir à une température de 30 °C afin de connaître la biomasse aérienne et racinaire sèche. Des pesées répétées ont permis de déterminer si le matériel végétal était sec. Lorsque le poids variait de moins de 1% par rapport à la variation initiale, la mesure était conservée.

Une hauteur de tiges moyenne par pot a été calculée en utilisant la formule suivante :

(Nombre de tige par classe * hauteur moyenne de tige de la classe n)_{n classes}

Nombre de tiges total

Le nombre de tiges, la hauteur de tige moyenne, le taux de chlorophylle ainsi que la conductance stomatique des feuilles ont été soumis à un test d'ANOVA multifactorielle en utilisant le logiciel d'analyse JMP. Avant de procéder à l'ANOVA, l'observation des résidus a été effectuée afin de s'assurer de leur normalité et de leur équivariance. Un test HDS de Tukey des différences des moyennes des moindres carrés a également été effectué *a posteriori* afin de déterminer quels sont les traitements qui diffèrent pour le paramètre en question. Comme les teneurs en contaminants des tissus présentaient un mode, soit une répétition d'une même valeur due à la limite de détection, un test non paramétrique a été utilisé, soit le test de Kruskal-Wallis. Ce test a été suivi par un test de comparaison de moyenne *a posteriori* qui tient compte de la correction de Šidák.

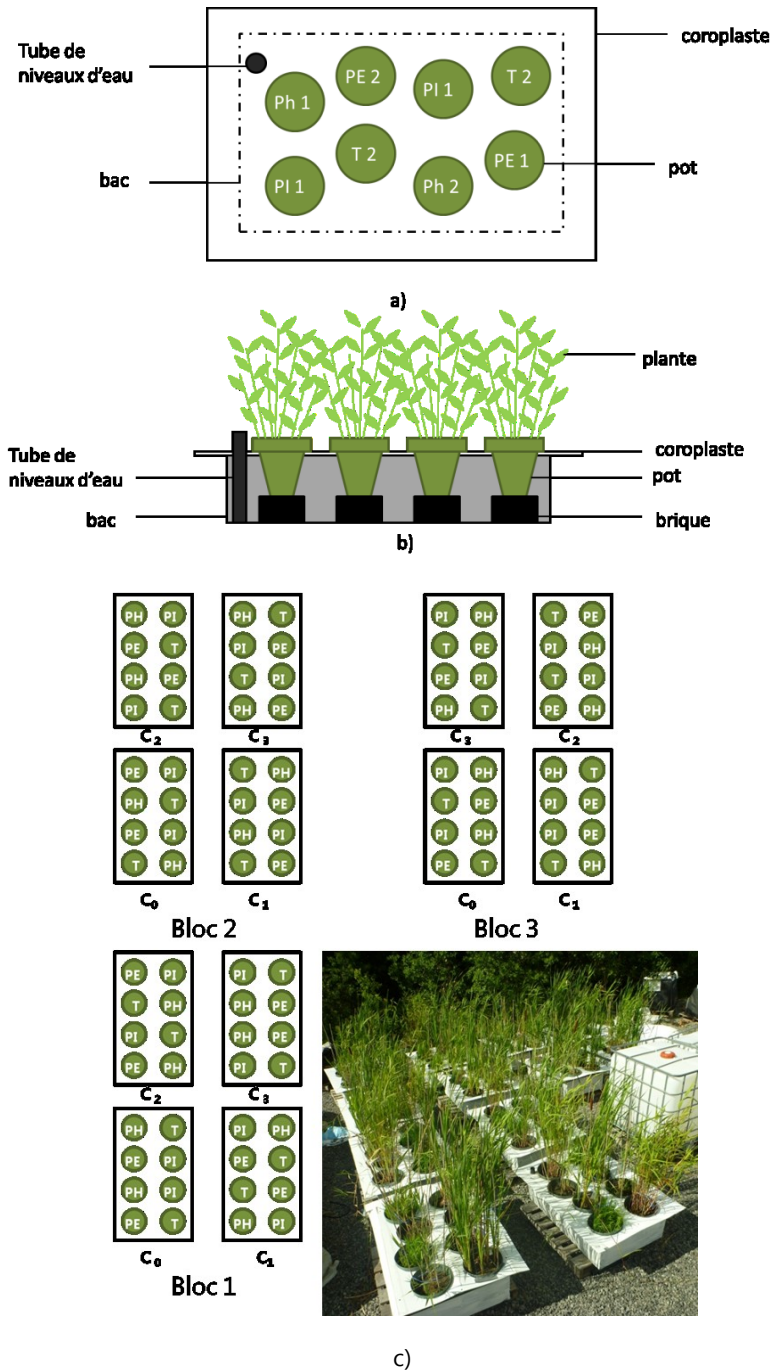


Figure 2.1. Dispositif expérimental de l'expérience en pots. a) et b) présentent respectivement le schéma d'une vue aérienne et d'une coupe d'un bac de traitement. c) présente un schéma et une photo de l'organisation spatiale des bacs de traitement. Légende : PH : *Phalaris arundinacea*, PE : *Phragmites australis australis*, PI : *Phragmites australis americanus*, T : *Typha angustifolia*. C₁, C₂ et C₃ représentent les 3 traitements utilisés et C₀ représente le témoin.

Tableau 2.I. Concentration en contaminants ($\mu\text{g/L}$) des traitements C₁, C₂ et C₃ auxquels les macrophytes ont été exposés du jour 1 à 35 et du jour 35 à 70 de l'expérience.

polluant	concentration et temps d'exposition ($\mu\text{g/L}$)					
	jours 1 à 35			jours 35 à 70		
	C1	C2	C3	C1	C2	C3
monochlorophenol	2	5	10	<l.d.	<l.d.	<l.d.
dichlorophenol	2	4	9	<l.d.	<l.d.	<l.d.
trichlorophenol	<l.d.	<l.d.	<l.d.	<l.d.	<l.d.	<l.d.
tetrachlorophenol	105	210	419	2	5	10
pentachlorophenol	1075	2150	4300	20	40	81
arsenic	83	165	330	223	445	890
chrome	10	20	40	20	40	80
cuivre	25	50	100	100	200	400
Somme des dioxines	2,36	4,72	9,44	0,45	0,9	1,8
Somme des furanes	2,13	4,25	8,5	0,22	0,44	0,89

<l.d. = sous la limite de détection

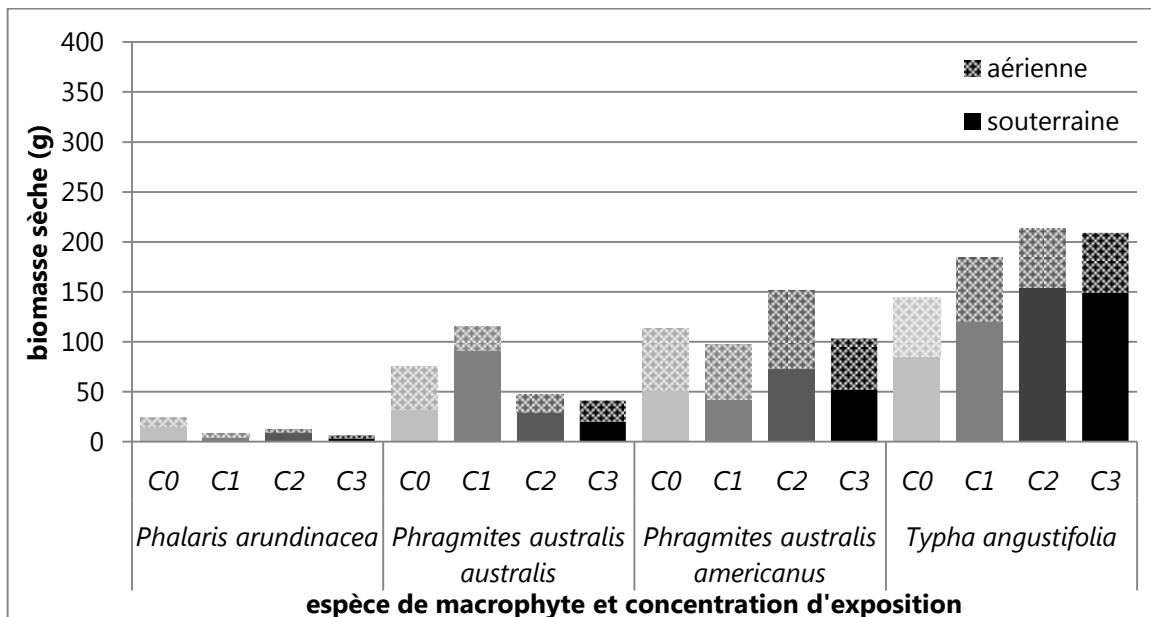
2.3. RÉSULTATS

2.3.1. Survie et résistance des plantes :

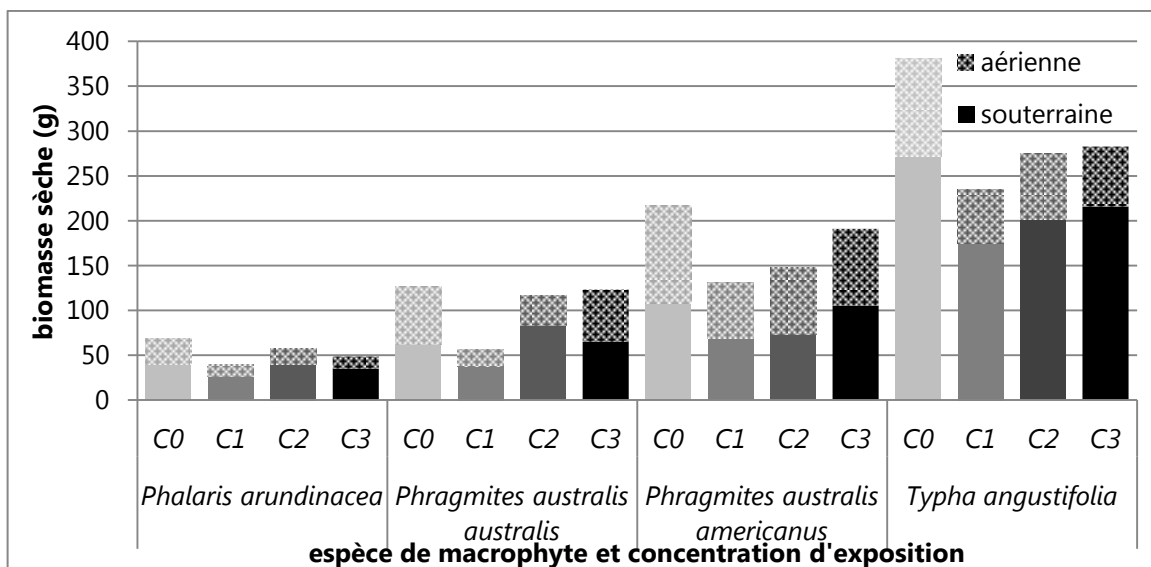
Les tests d'ANOVA ont montré que les biomasses aérienne, racinaire et totale des plantes exposées aux trois concentrations d'eau contaminée ne sont pas significativement différentes entre-elles et qu'elles ne sont pas significativement différentes du témoin au sein de chaque espèce. Les résultats de ces tests statistiques ne sont pas présentés ici mais figurent à l'annexe 4. Après 35 jours d'exposition, la production totale de biomasse varie considérablement d'une espèce à l'autre (figure 2.2.a). Cependant, il n'y a pas de tendance interprétable quant à l'effet de la concentration. Après 70 jours d'exposition, les plantes du traitement témoin (C_0) ont une plus grande production de biomasse totale et aérienne que les plantes exposées aux trois concentrations d'eau contaminée (C_1 , C_2 et C_3), et ce pour les quatre espèces de macrophytes (figure 2.2.b). Par contre, cette différence n'est pas statistiquement significative. Après 70 jours d'exposition, les quatre espèces de macrophytes exposées aux 3 concentrations d'eau contaminée et au témoin ont produit une plus grande quantité de biomasse que les plantes n'ayant subi que 35 jours d'exposition.

Pour les autres paramètres analysés, seul *Phragmites australis americanus* présente des différences significatives selon les concentrations d'exposition. En effet, lors de la prise d'échantillonnage du 13 septembre 2013, la conductance stomatique des feuilles de *Phragmites australis americanus* exposé à la concentration 2 était significativement différente de la concentration 3. Néanmoins, comme les mesures de conductance stomatique des autres concentrations mesurées le 13 septembre et les mesures de conductance des deux échantillonnages précédents pour la même espèce n'étaient pas

statistiquement différents, ces résultats sont difficilement explicables et pourraient résulter d'un écart fortuit. Il existe également une différence significative entre la hauteur de tige moyenne pour *Phragmites australis americanus* lors des échantillonnages du 29 juillet et du 9 août 2013 (p-value de 0,033 et de 0,027 respectivement), par contre, aucune différence significative n'est observable le 26 août et le 13 septembre. Ces résultats sont donc une fois de plus difficilement interprétables. Les taux de chlorophylle et le nombre de tiges des quatre espèces ainsi que la conductance stomatique des feuilles et la hauteur moyenne des tiges de *Phalaris arundinacea*, *Phragmites australis australis* et *Typha angustifolia* ne sont pas statistiquement significatifs et ne sont pas présentés dans la présente section. Ces résultats figurent à l'annexe 4.



a)



b)

Figure 2.2. Production de biomasse aérienne, souterraine et totale pour les quatre espèces de macrophytes présentes dans l'expérience en pots après a) 35 jours et b) 70 jours d'exposition. C₁, C₂ et C₃ sont les trois concentrations d'eau contaminée utilisées et C₀ est le témoin.

2.3.2. Capacité de bioaccumulation des plantes :

Les quatre espèces de macrophytes testées ont la capacité de bioaccumuler de l'arsenic dans leurs parties souterraines (figure 2.3.). Par contre, toutes les teneurs en arsenic des tissus aériens se trouvaient sous les limites de détection utilisées par le CEAEQ, soit sous 5 mg/kg MS. Pour les quatre espèces de plantes, une relation dose-réponse est observable entre la concentration d'exposition et la capacité des tissus souterrains à bioaccumuler de l'arsenic. En effet, les racines des plantes exposées aux concentrations C_3 contiennent des teneurs en arsenic plus élevées que celles exposées aux concentrations C_2 et C_1 . Cette tendance est significative chez *Phragmites australis australis* après 35 et 70 jours d'exposition et chez *Phragmites australis americanus* et *Typha angustifolia* après 70 jours d'exposition. Par contre, le temps d'exposition n'a pas de répercussion aussi directe sur la capacité de bioaccumulation racinaire des quatre espèces de macrophytes testées. En effet, les quatre espèces de macrophyte exposées aux concentrations C_2 et C_3 ont de plus grande teneurs en arsenic dans leurs tissus souterrains après 35 jours d'exposition. Néanmoins, une durée d'exposition de 70 jours a été nécessaire pour que les teneurs en arsenic des tissus de *Phalaris arundinacea* et *Phragmites australis australis* dépassent les limites de détection lorsqu'exposés à la concentration C_1 .

Toutes les analyses de tissus effectuées pour déterminer la teneur en chrome et en cuivre se trouvaient sous les limites de détections, qui étaient de 45 mg/kg MS et de 40 mg/kg MS respectivement (résultats non présentés).

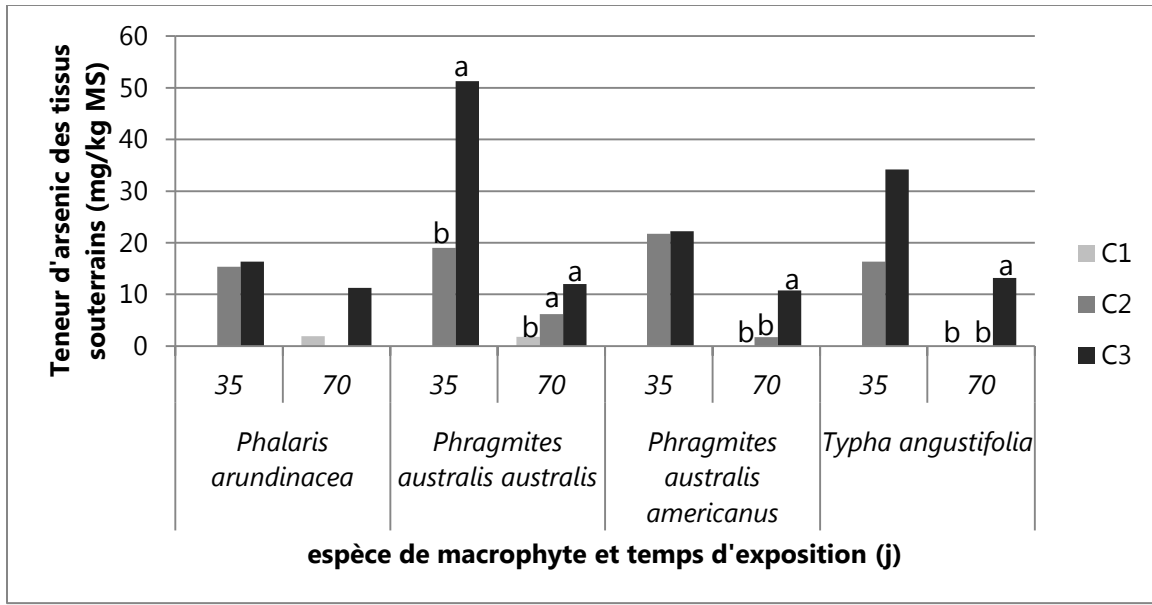


Figure 2.3. Teneur en arsenic (mg/kg MS) des tissus souterrains des quatre espèces de macrophytes à l'étude exposées aux 3 concentrations d'eau contaminée (C₁, C₂ et C₃). Les teneurs ont été mesurées après 35 et 70 jours d'exposition. MS = masse sèche. a et b présentent les concentrations qui sont significativement différentes les unes des autres avec un seuil de probabilité fixé à 0,05.

Les quatre espèces de plantes choisies ont eu la capacité de bioaccumuler des chlorophénols dans leurs tissus souterrains. Par contre, aucune des quatre espèces de macrophytes testées n'a transloqué de chlorophénols dans ses parties aériennes en quantité supérieure aux limites de détection (0,1 mg/kg MS). Comme pour les métaux, une relation entre la dose d'exposition et la capacité de bioaccumulation des plantes est observable pour la majorité des composés. En effet, les plantes exposées à la concentration C₃ ont bioaccumulé plus de mono, di et pentachlorophénols que les plantes exposées aux concentrations C₂ et C₁, et ainsi de suite. Cette tendance est statistiquement significative au niveau de la bioaccumulation de mono et de dichlorophénol chez *Phragmites australis americanus*. Par contre, cette relation n'est pas observable pour les tri et les

tétrachlorophénols. De plus, les chlorophénols présents en plus grande quantité dans l'eau macérée, soit les phénols les plus fortement chlorés, ont été bioaccumulés en plus grande proportion que les phénols plus faiblement chlorés. De plus, les plantes exposées à l'eau contaminée pendant une plus longue durée ont généralement bioaccumulé plus de chlorophénols. L'effet du temps d'exposition n'a pas pu être testé statistiquement en raison de l'effectif trop faible.

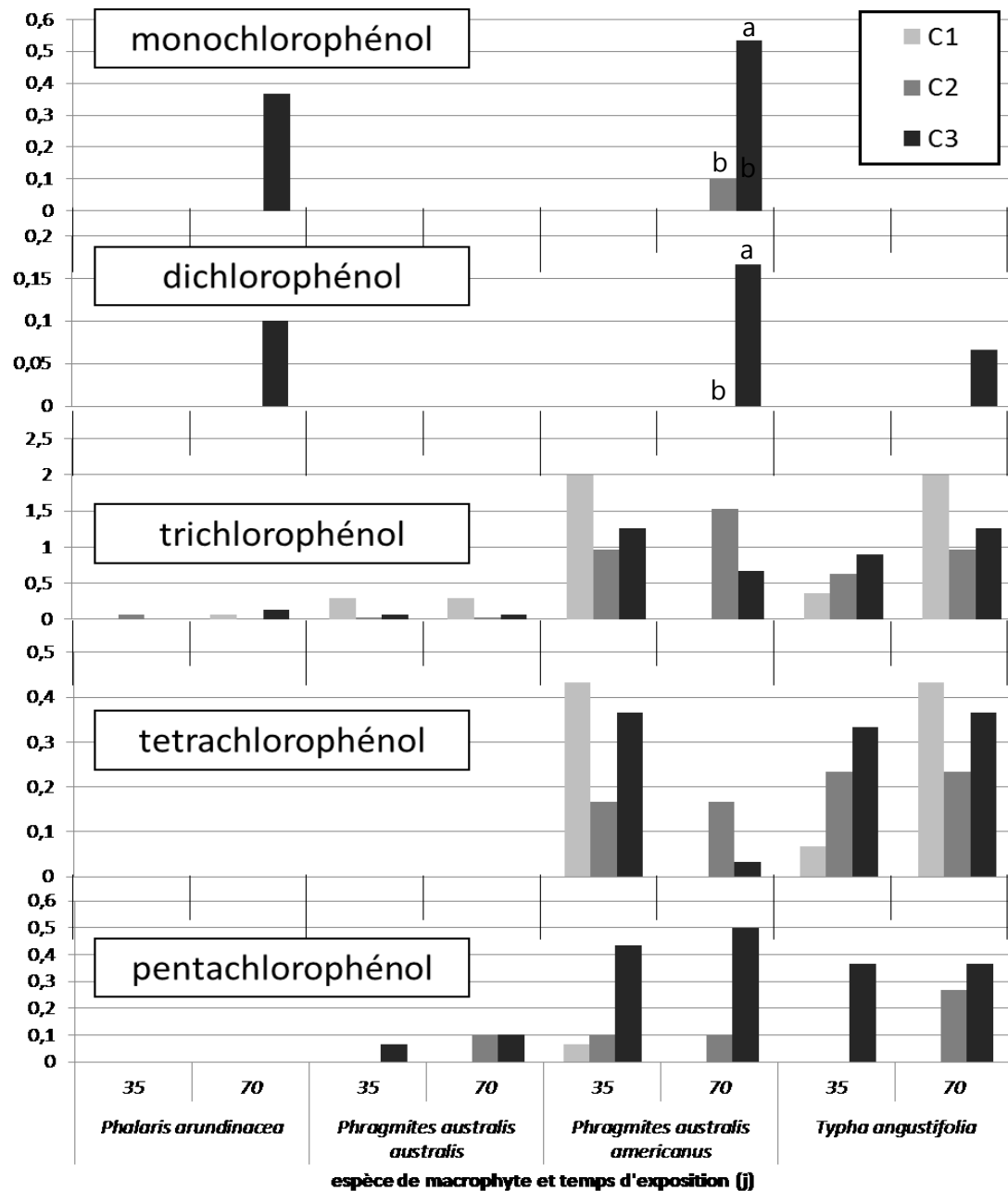


Figure 2.4. Teneur en chlorophénols (mg/kg MS) des tissus souterrains des quatre espèces de macrophytes exposées aux 3 concentrations d'eau contaminée (C₁, C₂ et C₃). Les teneurs ont été mesurées après 35 et 70 jours d'exposition. MS = masse sèche. a) somme des monochlorophénols b) somme des dichlorophénols, c) somme des trichlorophénols, d) somme des tétrachlorophénols et e) somme des pentachlorophénols. a et b présentent les concentrations qui sont significativement différentes les unes des autres à un seuil de probabilité fixé à 0,05.

Seules les espèces exposées aux concentrations C2 et C3 ont connu des différences significatives au niveau de la teneur de leurs tissus en contaminants (tableau 2.II.). Lorsqu'exposés à la concentration C2 après 70 jours d'expositions, *Phragmite australis australis* a des teneurs significativement différentes des trois autres espèces de macrophytes. Lorsqu'exposées à la concentration C3 pendant 35 et 70 jours respectivement, les teneurs en trichlorophénols et la somme des phénols chlorés de *Phragmites australis americanus* et de *Typha angustifolia* sont significativement différentes des teneurs chez *Phragmites australis australis* et *Phalaris arundinacea*. Lorsqu'exposés à la concentration C3 pendant 70 jours, c'est la teneur en trichlorophénol de *Phragmites australis americanus* qui est significativement différente de la teneur en trichlorophénol de *Phalaris arundinacea*.

Tableau 2.II. Résultat des tests statistiques de Kruskal-Wallis en fonction de l'espèce de macrophyte. Les résultats présentés sont la p-value. Les valeurs statistiquement significatives sont présentées en gras.

	C1		C2		C3	
	35	70	35	70	35	70
arsenic	1	0,529	0,633	0,025*	0,129	0,963
monochlorophénol	1	1	1	0,468	1	0,789
dichlorophénol	1	1	1	0,531	1	0,343
trichlorophénol	0,293	0,124	0,160	0,086	0,027*	0,042*
tétrachlorophénol	0,172	0,339	0,223	0,574	0,152	0,077
pentachlorophénol	0,391	1	0,391	0,161	0,249	0,110
somme des phénols chlorés	0,293	0,123	0,160	0,088	0,026*	0,141

2.4. DISCUSSION

2.4.1. Survie et résistance des plantes :

Les quatre espèces de macrophytes exposées aux trois concentrations d'eau contaminée ont montré une croissance qui n'était pas significativement différente entre les concentrations et les témoins. De plus, toutes les espèces de macrophyte ont connu une plus grande production de biomasse après 70 qu'après 35 jours d'exposition. Ces résultats suggèrent que les plantes choisies ont la capacité de résister à la toxicité du lixiviat.

Les résultats présentés ici, montrant une résistance des plantes au lixiviat utilisé, sont corroborés par la littérature, au moins lorsqu'on considère chacun des polluants pris individuellement. En effet, Carbonell *et al.* (1998) ont observé qu'entre 0,2 et 0,8 mg/L d'arsenic, *Spartina alterniflora* produisait une plus grande quantité de biomasse que le témoin. Chez *Typha angustifolia*, des concentrations de 0,4 mg/L sont nécessaires afin de commencer à observer des symptômes de toxicité (Dushenko *et al.* 1995). Les espèces de plantes choisies ont donc la capacité de croître normalement lorsqu'exposées à des concentrations d'arsenic pouvant aller jusqu'à 0,89 mg/L. Dans le cas du chrome, dans une expérience portant sur *Typha angustifolia*, Dong *et al.* (2007) ont déterminé que des concentration de chrome variant entre 200 et 800 µg/L sont nécessaires afin d'observer des symptômes de toxicité chez *Typha angustifolia*. Par contre, lorsque *Typha angustifolia* était exposé à 100 µg/L, aucun signe de toxicité n'était observable. Dans la présente expérience, la concentration en chrome variait entre 10 et 80 µg/L. Les concentrations d'exposition de chrome choisies seraient donc inférieures aux concentrations toxiques pour les espèces de plantes choisies. Dans le cas du cuivre, Mocquot *et al.* (1996) ont déterminé qu'une exposition à

des concentrations supérieures à 10 µg/L est nécessaire afin de commencer à observer une diminution au niveau de la production de biomasse chez le *Zea mays L.* Par contre, les concentrations utilisées ici varient entre 25 et 400 µg/L, il semble que les plantes choisies ont la capacité de résister à de fortes concentrations de cuivre.

Les composés organiques présents dans le lixiviat, soit les chlorophénols et les dioxines et furanes sont considérés comme étant des composés extrêmement stables, résilients et toxiques. Par contre, aucun symptôme de toxicité n'est observable chez les espèces de plantes choisies. Dans une étude portant sur l'utilisation de macrophytes aquatiques pour le traitement de sédiments contaminés au PCP, Zhao *et al.* (2011) ont déterminé que trois espèces de macrophytes aquatiques, soit *P. communis* Trin, *T. orientalis* et *S. validus* Vahl. ont la capacité de croître normalement dans un substrat contenant des concentrations de PCP variant entre 0,67 et 12,78 ng/g. Dans une étude comparant l'effet des Trichlorophénols (TCP) sur trois espèces de plantes (*Lemna minor*, *Lemna gibba* et *Landoltia punctata*), les auteurs ont déterminé qu'il existait une grande variabilité entre les espèces au niveau des symptômes de toxicité observés lorsqu'exposées à une concentration de 2000 µg/L. Bien que les trois espèces de plantes testées aient connu une diminution au niveau de leur croissance, *Lemna minor* et *Lemna gibba* ont été significativement plus affectés que *Landoltia punctata* (Biswas *et al.* 2010). Ces résultats montrent que toutes les espèces de plantes ne réagissent pas de la même façon lorsqu'exposées à une eau contaminée aux chlorophénols. Dans deux études portant sur les mono et les dichlorophénols, Ucisik *et al.* (2007) et Ucisik et Trapp (2008) ont déterminé que les symptômes de toxicité commençaient à apparaître à partir de 37,3 mg/L de 4-chlorophénol et de 10 mg/L de 2,4-dichlorophénol chez *Salix viminalis*. Ces

valeurs sont au moins 100 fois plus élevées que les concentrations de mono et de dichlorophénols trouvées dans le lixiviat que nous avons utilisé. Dans le cas des dioxines et furanes, en présence de 2,3,7,8-TCDD, *Arabidopsis thaliana* a commencé à avoir des symptômes visibles de toxicité lorsqu'exposé à des concentrations de 10 ng/L. Comme plusieurs congénères de dioxines et furanes différents sont présents dans le lixiviat que nous avons utilisé, la représentation des concentrations en équivalents toxiques (TEQ) - qui donne un poids différents à chacun des congénères en fonction de leur toxicité relative au 2,3,7,8-TCDD - va nous permettre de mieux comparer nos résultats à ceux de la littérature. Lorsqu'exprimés en équivalents toxiques, les plantes ont été exposées à des concentrations de dioxines et furanes variant entre 1,4 et 26,3 ng/L TEQ, ce qui est supérieur aux concentrations initiales où des symptômes de toxicité ont été observés par Hanano *et al.* (2013). Les quatre espèces de macrophytes choisies semblent donc avoir la capacité à résister à d'assez fortes concentrations de dioxines et furanes.

Les contaminants organiques et inorganiques peuvent être toxiques pour les plantes lorsqu'on les considère séparément. Par contre, lorsque nous sommes en présence de co-contaminations, comme c'est le cas dans le présent lixiviat, il est possible d'observer un effet de synergie entre les polluants de nature organique et inorganique. Dans une étude portant sur l'effet conjoint du cuivre et du PCP, Lin *et al.* (2006) ont montré qu'en présence de plus de 100 mg/kg de PCP conjointement à la présence de cuivre, un effet négatif sur la croissance de *Lolium perenne* et *Raphanus sativus* était observé. D'autres études ont également montré qu'en présence de contaminants organiques et inorganiques, il pouvait se produire une synergie qui affectait négativement la croissance des végétaux. C'est le cas de *Lemna gibba* dont la croissance est affectée par la présence

simultanée d'HAP et de cuivre (Babu *et al.* 2001). Bien que les plantes utilisées ici aient été en contact à la fois avec du PCP, des dioxines, des furanes et des métaux, ces symptômes de toxicité ne sont pas apparents chez les espèces choisies. Des résultats similaires ont été obtenus par Mills *et al.* (2006) qui ont déterminé que *Salix* sp. « Tangoio » et *Populus* sp. « Kawa » pouvaient résister à des concentrations pouvant aller jusqu'à 250 mg/kg de PCP dans le sol environnant en présence de métaux.

Le renouvellement de l'eau contaminée après 35 jours d'exposition a eu pour effet de modifier les concentrations d'exposition des polluants à l'étude. La comparaison de la production de biomasse après 35 et 70 jours d'exposition permet de discuter de l'effet de ce changement de concentration en polluants. Lors de la première moitié de l'expérience, une proportion plus importante de chlorophénols était présente dans l'eau, tandis que lors de la deuxième moitié de l'expérience, ce sont les éléments traces qui étaient présents en plus grande proportion (tableau 2.I.). La production de biomasse pour les quatre espèces de macrophytes étant plus élevées après 35 qu'après 70 jours d'exposition, il est possible qu'une diminution de la quantité de polluants organiques ait eu un effet bénéfique pour les plantes.

Comme aucune des quatre espèces de macrophyte n'a présenté de symptômes de toxicité lorsqu'exposée à un lixiviat contaminé, cela signifie que les quatre espèces de plantes choisies ont la capacité de résister à un lixiviat contenant à la fois des métaux, des métalloïdes et des composés organiques. Les contaminants et leurs interactions n'ont pas eu d'effet sur la croissance des plantes choisies, ce qui signifie qu'elles seraient toutes de bonnes candidates pour le traitement d'un lixiviat contaminé aux agents de préservations du bois. La comparaison de différents paramètres, tel que la production de biomasse ou la capacité de

bioaccumulation des contaminants à l'études sont d'autres paramètres pouvant aider à déterminer quelles sont les espèces les plus aptes à traiter un lixiviat contaminé aux agents de préservations du bois.

2.4.2. Capacité de bioaccumulation des plantes :

Les quatre espèces de plantes choisies ont été en mesure de bioaccumuler de l'arsenic et des chlorophénols dans leurs tissus souterrains. Par contre, aucune translocation de ces composés dans les parties aériennes des plantes n'a été observée. Toutes les teneurs de chrome et de cuivre des tissus aériens et souterrains des plantes se trouvaient sous les limites de détections utilisées.

Une des raisons permettant d'expliquer qu'aucun chrome et cuivre n'ait été détecté dans les tissus racinaires des plantes est la limite de détection utilisée, soit 45 et 40 mg/kg MS pour le chrome et le cuivre. Dans une étude portant sur la comparaison entre le chrome trivalent et hexavalent, Gardea-Torresdey *et al.* (2005) ont déterminé que lorsqu'exposé à des concentrations variant entre 5 et 20 mg/L de chrome trivalent, *Salsola kali* avait la possibilité d'accumuler entre 40 et 120 mg/kg MS dans ses tissus racinaires. Comme les concentrations utilisées par Gardea-Torresdey *et al.* (2005) étaient au moins 25 fois plus élevées que les nôtres, il se peut que la concentration d'exposition que nous avons utilisée était trop faible pour permettre aux espèces de plantes choisies de bioaccumuler du chrome en quantité supérieure à la limite de détection utilisée. Pour ce qui est du cuivre, lorsqu'exposé à des concentration variant entre 2 et 250 µg/L de cuivre, *Oryza sativa* L. a été en mesure de bioaccumuler entre 17,5 et 46,5 mg/kg MS de cuivre dans ses tissus racinaires (Lidon et Henriques 1993). Comme notre limite de détection est de 40 mg/kg MS et que les concentrations d'expositions les plus élevées auxquelles nous avons exposé nos plantes sont de 400 µg/L, il se peut que les plantes utilisées aient été en mesure d'accumuler des teneurs en cuivre

inférieures aux limites de détection. À des concentrations supérieures aux concentrations trouvées dans notre lixiviat, soit entre 1250 et 6250 µg/L de cuivre, des teneurs variant entre 95 et 508 mg/kg MS ont été observées dans les tissus racinaires de *Oryza sativa* L. (Lidon et Henriques 1993). Des concentrations plus élevées de cuivre et des limites de détection plus basses auraient probablement permis d'observer une bioaccumulation de ces métaux au niveau des tissus racinaires des espèces de macrophytes choisies.

Aucun métal n'a été détecté dans les parties aériennes des plantes. Cela signifie que les espèces de macrophytes choisies ont une faible capacité à transloquer les contaminants présents dans leurs racines vers leurs parties aériennes. Plusieurs chercheurs, exposant des plantes à un effluent contaminé, ont également observé qu'une plus grande proportion de métaux se retrouvent dans le système racinaire des plantes (Cheng *et al.* 2002, Khan *et al.* 2009, Rahman et Hasegawa 2011, Yeh *et al.* 2009). La présence plus importante d'arsenic dans les tissus racinaires en comparaison avec les tissus aériens peut également s'expliquer par le fait que les racines ont simplement été lavées avec de l'eau du robinet et que les molécules d'arsenic qui ont été adsorbées à la surface des racines ont également été mesurées. En effet, l'adsorption d'arsenic sur les racines des plantes est un mécanisme important chez les macrophytes aquatiques en raison de leur capacité à former des plaques de fer et de manganèse sur lesquelles l'arsenic peut se lier facilement (Li *et al.* 2011). L'absorption et l'adsorption n'étant pas différenciables dans la présente expérience, le mot « bioaccumulation » inclut à la fois les deux mécanismes.

De plus, les quatre espèces de plantes utilisées peuvent être considérées comme étant des plantes indicatrices d'arsenic parce que les teneurs des tissus racinaires augmentent en fonction de la concentration d'exposition (Shah *et al.* 2010). Cette

relation dose-réponse observable au niveau de la capacité de bioaccumulation d'arsenic des macrophytes a été documentée par plusieurs chercheurs (Carbonell *et al.* 1998, Dushenko *et al.* 1995, Guimaraes *et al.* 2012). Par contre, les teneurs d'arsenic trouvées dans les tissus racinaires des espèces à l'étude sont inférieures aux teneurs trouvées dans la littérature pour des concentrations d'expositions comparables. En effet, lorsqu'exposée à une concentration de 0,2 mg/L, *Spartina alterniflora* a la capacité de bioaccumuler entre 25 et 700 mg/kg MS dans ses racines selon l'espèce chimique d'arsenic présente (Carbonell *et al.* 1998). Bien que les teneurs en arsenic des tissus des quatre espèces choisies soient faibles en comparaison avec ce qui peut être trouvé dans la littérature, il faut considérer le lixiviat auquel les plantes sont exposées ne contient pas seulement de l'arsenic mais contient également des polluants de nature organique, qui ont pu interagir avec la bioaccumulation d'arsenic.

La relation entre le temps d'exposition et la teneur des tissus en arsenic n'est pas aussi directe que la relation dose-réponse. En effet, la concentration dans les tissus n'augmente pas avec le temps d'exposition. C'est plutôt une relation inverse qui se produit. Une des hypothèses permettant d'expliquer cette concentration plus élevée d'arsenic après seulement 35 jours d'exposition est la saisonnalité. En effet, certaines plantes vont accumuler certains métaux au cours de l'été en les faisant entrer passivement, en même temps que les nutriments dans leurs tissus. Par contre, lorsque l'automne arrive, un relargage de ces métaux dans le milieu est possible. Un paramètre pouvant avoir influencé la capacité de bioaccumulation d'arsenic par les plantes est le renouvellement de l'eau contaminée, ce qui a eu pour effet de changer les proportions des différents contaminants. En effet, le changement au niveau de la proportion entre les polluants de natures diverses (organiques et inorganiques) peut avoir différents

effets sur la capacité de bioaccumulation des plantes. Batty et Dolan (2013) citent plusieurs études dans leur article de revue qui porte sur l'augmentation de la capacité de bioaccumulation d'éléments traces en présence de contaminants organiques. Comme les plantes sont exposées à de plus fortes concentrations de polluants organiques pendant la première moitié de l'expérience, cela pourrait aider à expliquer la plus grande bioaccumulation d'arsenic après 35 jours d'expositions.

La capacité de certaines espèces de plantes à bioaccumuler des chlorophénols dans leurs racines a été documentée par plusieurs auteurs (Miller et Dyer 2002, Pascal-Lorber *et al.* 2004, Roy et Hänninen 1994, Ucisik et Trapp 2006). Alors que la capacité de bioaccumulation des plantes est supposée dépendre de la solubilité des composés présents (Salt *et al.* 1998), les phénols les plus fortement chlorés ont été bioaccumulés en plus grande quantité dans les racines pour les quatre espèces de plantes de l'expérience en pots. Cette plus grande bioaccumulation des composés les plus hydrophobes peut être expliquée par leur présence en plus grande concentration dans le milieu. En effet, la teneur des tissus souterrains des quatre espèces de macrophytes à l'étude sont proportionnels à la concentration d'exposition pour chaque composé. Cette relation dose-réponse a également été observée par Ucisik *et al.* (2007) et Ucisik et Trapp (2008). En effet, les deux études ont montré qu'une augmentation de la dose d'exposition de 2,4-dichlorophénols et de 4-chlorophénol avait un impact sur la capacité de bioaccumulation de *Salix viminalis*. Par la suite, contrairement aux résultats observés par Zhao *et al.* (2011), nous avons observé une augmentation de la concentration en PCP des tissus après une plus longue période d'exposition. Cela peut être dû au fait que nous avons renouvelé l'eau contaminée entre les deux prises de données, ce qui a permis une plus grande

bioaccumulation de chlorophénols dans les racines des plantes. La distribution des chlorophénols dans les racines plutôt que dans les parties aériennes des plantes peut être expliquée par la faible solubilité des chlorophénols. En effet, les molécules organiques vont transiter dans la plante des parties souterraines vers les parties aériennes via le flux transpiratoire (Harvey *et al.* 2002). Cela signifie que le composé entre dans la sève brute par diffusion ou par pompage actif, puis est transporté dans les parties aériennes grâce à la transpiration de la plante. Les chlorophénols étant hydrophobes, ils n'auront pas tendance à entrer dans la sève brute par diffusion et vont donc rester liés en majeure partie aux racines.

Lorsqu'on compare les espèces entre elles, c'est *Phragmites australis australis* qui a la meilleure capacité de bioaccumulation d'arsenic suivi de *Typha angustifolia* et *Phragmites australis americanus*. Chez les chlorophénols, c'est plutôt *Phragmites australis americanus* suivi de *Typha angustifolia* qui ont bioaccumulé le plus de chlorophénols. Par contre, bien que *Phalaris arundinacea* ait globalement bioaccumulé moins de polluants que les quatre autres espèces de macrophytes ces résultats doivent être interprétés avec prudence parce que *Phalaris arundinacea* est la seule espèce à avoir été semée, contrairement aux trois autres espèces qui ont été transplantées. Il est donc possible d'affirmer que les quatre espèces de macrophytes montrent du potentiel au niveau de leur capacité de bioaccumulation de métaux et de chlorophénols.

2.5. CONCLUSION

Les quatre espèces de macrophytes étudiées ont la capacité de survivre et de croître normalement lorsqu'exposées à un lixiviat contaminé aux agents de préservations du bois. Les quatre espèces ont la capacité de bioaccumuler de l'arsenic et des chlorophénols dans leurs tissus et auraient pu être en mesure de bioaccumuler du chrome et du cuivre si les concentrations d'expositions avaient été plus élevées et les limites de détections plus faibles. Tous les composés détectés dans les racines des plantes à l'étude ont suivi une relation dose-réponse entre la dose d'exposition et les teneurs des tissus racinaires. Une augmentation de la concentration d'exposition en polluant pourrait être effectuée afin de déterminer jusqu'à quelle concentration cette relation dose-réponse est observable. Globalement, ce sont *Phragmites australis americanus* et *Typha angustifolia* qui ont connu les meilleures efficacités, tant au niveau de leur production de biomasse qu'au niveau de leurs efficacités de traitement. Par contre, il pourrait être intéressant d'effectuer des essais à plus grande échelle afin de valider la supériorité de ces deux espèces. Des études plus poussées devraient être entreprises afin de mieux comprendre l'interaction qui se produit entre les polluants de nature organique et inorganique et comment cela peut influencer la toxicité et la capacité de bioaccumulation des plantes. Des analyses portant sur la microbiologie entourant les racines des plantes en relation avec la concentration d'exposition pourraient également être effectuées afin de déterminer le rôle des micro-organismes sur le destin des polluants organiques.

3. CHAPITRE 3 : COMPARAISON DU POTENTIEL DE TRAITEMENT DE QUATRE ESPÈCES DE MACROPHYTES EN MARAIS PILOTES

3.1. *OBJECTIFS*

L'objectif de ce chapitre est de déterminer la capacité de résistance et de traitement de quatre espèces de macrophyte dans un système de marais filtrant traitant un lixiviat contaminé aux agents de préservations du bois. L'atteinte de cet objectif se fera par le suivi d'une installation pilote constitué de quatre marais de macrophytes en parallèle afin d'observer :

- i. La capacité de survie des plantes en milieu contaminé
- ii. L'enlèvement des contaminants par les plantes
- iii. L'efficacité de traitement des quatre marais

3.2. *MATÉRIEL ET MÉTHODE:*

3.2.1. Dispositif expérimental :

Quatre marais filtrants artificiels horizontaux sous-surfaciques de taille pilote (7m² de surface) ont été implantés en 2012 et suivis lors des années 2013 et 2014 (figure 3.1.). Ces marais sont alimentés directement par le lixiviat d'une cour à poteaux à raison de quatre alimentations par jour, totalisant un volume de 125 L/d par marais. Les marais étaient alimentés entre les mois de mai et novembre pendant les 3 années de suivi. Le temps de rétention hydrolique des vides théoriques de chaque marais est de 19,5 jours. Afin de comparer les efficacités

de traitement de quatre espèces de macrophyte (*Phragmites australis australis*, *Phragmites australis americanus*, *Phalaris arundinacea* et *Typha angustifolia*), chaque marais a été planté avec l'une des quatre espèces, en monoculture. Le plan ainsi qu'un schéma du site expérimental sont présentés à l'annexe 1. Le plan de construction des marais pilotes est présenté à l'annexe 2.

3.2.2. Matériel végétal :

Pour l'implantation des végétaux dans les marais pilotes, les spécimens de *Phragmites australis australis* et de *Typha angustifolia* ont été transplantés à partir de rhizomes qui ont été récoltés en milieu naturel, la veille de la transplantation. Les spécimens de *Phragmites australis australis* ont été récoltés aux îles de Boucherville, dans des colonies bien établies tandis que les rhizomes de *Typha angustifolia* ont été récoltés dans les étangs du Jardin Botanique de Montréal. Le 3 mai 2012, 16 amas de rhizomes de *Typha angustifolia* et de 16 amas de rhizomes de *Phragmites australis australis* ont été plantés dans les deux marais pilotes correspondants aux marais 1 et 2 sur la figure 3.1. respectivement. Les spécimens de *Phragmites australis americanus* et de *Phalaris arundinacea* ont été semés en serre. Les semences de *Phragmites australis americanus* utilisées ont été récoltées dans des colonies du lac Saint-François, à proximité de Saint-Anicet, à l'été 2011 tandis que les semences de *Phalaris arundinacea* ont été achetées chez un distributeur (Gloco inc., Montréal). Des semis ont d'abord été produits en pots, dans les serres du Jardin botanique de Montréal. Par la suite, les semis de *Phragmites australis americanus* ont été transplantés le 22 mai 2012 à raison de 20 semis par marais tandis que les semis de *Phalaris arundinacea* ont été transplantés le 7 juin 2012 à raison de 25 semis par marais. Le nombre de semis ou d'amas de rhizomes plantés dans chaque marais a été calculé de façon à ce que les macrophytes saturent les marais à la fin de l'année d'établissement

(2012). Le substrat utilisé dans les marais IRBV est composé majoritairement d'un mélange de sable et de tourbe. Sa composition exacte est gardée confidentielle pour des raisons commerciales. Parce que les concentrations en nutriments de l'eau utilisée sont faibles, un fertilisant à relâchement lent a été ajouté aux marais le 15 juillet 2013 et le 8 juillet 2014 afin de permettre le bon développement des plantes. À l'été 2013, à partir du 20 juillet, un traitement contre les pucerons a été utilisé deux fois par semaine jusqu'au mois de septembre.

3.2.3. Prise de données :

Lors des étés 2012, 2013 et 2014, des analyses de la concentration en contaminants présents dans l'affluent et l'effluent des marais IRBV ont été effectuées quatre fois par année entre les mois de mai et d'octobre. Les données brutes sont présentées à l'annexe 5. En octobre 2013, 30 g de tissus aériens et racinaires des macrophytes des quatre marais ont été prélevés afin d'en analyser la teneur en métaux (arsenic, chrome et cuivre), en chlorophénols et en dioxines et furanes. En octobre 2014, seule la teneur des racines en chlorophénols et en métaux des quatre marais a été analysée. De plus, afin de vérifier la provenance possible des dioxines et furanes dans les tissus aériens des plantes par dépôt aérien, les teneurs en dioxines et furanes d'un témoin naturel de *Phragmites australis australis*, récolté à proximité des marais, a été analysé à l'été 2014 et comparé aux teneurs trouvées dans les spécimens de *Phragmites australis australis* présents dans les marais pilotes. Tous les tissus souterrains ont été lavés avec l'eau du robinet. Aucun prétraitement n'a été effectué pour les échantillons de tissus aériens. Tous les échantillons ont été placés dans des contenants de verre de 1L et entreposés à une température de 4°C jusqu'au moment de l'analyse.

Au cours des étés 2013 et 2014, des photos *in situ* du système racinaire des plantes ont été prises chaque mois à l'aide d'un scanner racinaire CI-600 (CID Bio-Science, Inc.). Cet appareil prend des photos à 360° du système racinaire à travers un tube de polyméthacrylate de méthyle. Chaque marais contient deux de ces tubes, placés au milieu du marais par rapport au sens de l'écoulement de l'eau (voir figure 3.1.). À la fin de chaque saison de croissance, les données suivantes ont été récoltées pour chaque marais : hauteur maximale des tiges, nombre de tiges et d'inflorescences et superficie occupée. La totalité des tissus végétaux aériens a été coupée puis pesée fraîche avant d'être transférée dans un séchoir à 30°C afin d'en obtenir la biomasse sèche. Des pesées répétées ont permis de déterminer que le matériel végétal était sec. Lorsque le poids variait de moins de 1% par rapport à la variation initiale, la mesure était conservée.

3.2.4. Analyse des données :

Les analyses des teneurs en métaux et chlorophénols des tissus végétaux et de l'affluent et l'effluent des marais ont été effectuées par AGAT laboratoire en utilisant les mêmes méthodes d'analyse que pour l'expérience en pots (voir *section 2.2.5. analyse des données*). Les analyses en dioxines et furanes ont, quant à elles, été déterminées par dosage par chromatographie en phase gazeuse couplée à un spectromètre de masse haute résolution (CEAEQ 2011). Le taux moyen de recouvrement devait se retrouver entre 40 et 130% pour que la mesure soit conservée. Aucun blanc de terrain n'a été effectué pour les analyses d'échantillons de tissus végétaux et d'eau contaminée. Par contre, un blanc de méthode a été effectué. Dans le cas des dioxines et furanes, la valeur du blanc de méthode est soustraite à la valeur de l'échantillon. De plus, pour les dioxines et furanes, les échantillons sont comparés aux résultats obtenus avec des matériaux de référence certifiés. Les limites d'acceptabilités de ces matériaux de références

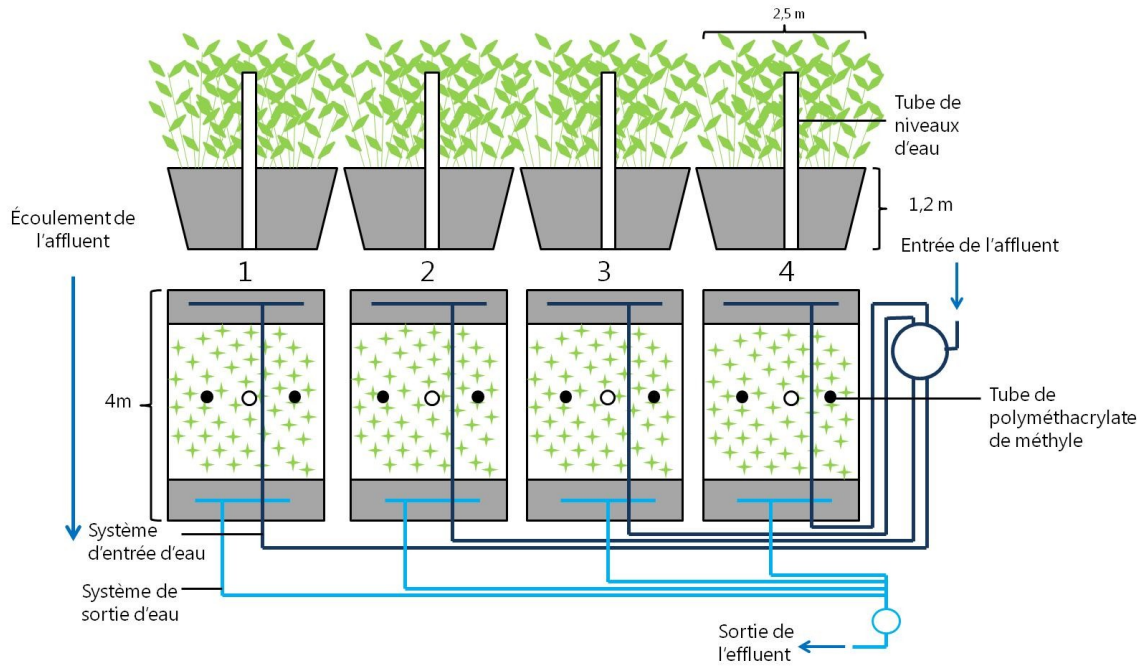
sont définies par l'historique de performance de cette méthode d'analyse pour une matrice donnée.

Les efficacités de traitement ont été mesurées à partir des concentrations en contaminants présents dans l'affluent et l'effluent des marais pilotes. Les efficacités de traitement des marais ont été calculées selon la formule suivante :

$$\frac{(\text{concentration affluent} - \text{concentration effluent})}{\text{Concentration affluent}} * 100$$

Concentration affluent

Les photos de racines ont été analysées à l'aide du logiciel *CI-690 RootSnap ! Root Image Analysis system* (États-Unis). Le logiciel *CI-690 RootSnap !* permet de tracer manuellement chaque racine présente sur chacune des photos du système racinaire. Par la suite, des données sur l'aire, la longueur et le volume du système racinaire sont extrapolées des lignes tracées à l'aide de ce logiciel. Comme deux photos de racines ont été analysées pour chaque marais, une moyenne des données provenant de chacune des deux photos a été calculée.



a)



b)

Figure 3.1. Schéma (vue en coupe et en plan) (a) et photos (b) du dispositif expérimental des marais pilotes. 1 : *Typha angustifolia*, 2 : *Phragmites australis australis*, 3 : *Phalaris arundinacea*, 4 : *Phragmites australis americanus*.

3.3. RÉSULTATS

3.3.1. Survie et résistance des plantes :

Les quatre espèces de plantes à l'étude ont produit une quantité de biomasse supérieure en 2013 qu'en 2012 (tableau 3.I.). Les données de biomasse sèche de 2013 et 2014 sont similaires. Le nombre d'inflorescence augmente entre 2012 et 2013 et conserve des valeurs similaires entre 2013 et 2014. Pour les quatre espèces de macrophytes à l'étude, une plus grande densité de tige est observable en 2012 par rapport à 2013. Par contre, la densité de tiges est plus importante en 2014 qu'en 2012 et 2013 pour toutes les espèces sauf *Phalaris arundinacea*. Pour les trois années à l'étude, *Phragmites australis australis* a produit plus de biomasse aérienne et d'inflorescences que les trois autres espèces de macrophytes. Par contre, *Phalaris arundinacea* a une densité de tiges plus importantes en 2012 qu'en 2013 et 2014.

Tableau 3.I. Données relatives à la croissance des plantes des marais pilotes lors des 3 années de croissance (2012, 2013 et 2014)

	densité de tiges (tiges/m ²)			nombre d'inflorescence			biomasse aérienne sèche (g)		
	2012	2013	2014	2012	2013	2014	2012	2013	2014
<i>Phalaris</i>									
<i>arundinacea</i>	927	259	304	8	81	127	1149	3121	3550
<i>Phragmites</i>									
<i>australis australis</i>	104	70	142	94	363	380	1973	5114	4551
<i>Phragmites</i>									
<i>australis</i>									
<i>americanus</i>	189	63	217	-	94	47	517	3121	1522
<i>Typha angustifolia</i>	48	32	60	-	50	42	771	2578	2069

Pour toutes les espèces de plantes, le nombre de racines et la profondeur du système racinaire augmentent en 2014 par rapport à 2013 (tableau 3.II.). La longueur, l'aire et le volume du système racinaire des quatre espèces sont variables d'une année à l'autre. En 2014, *Phragmites australis americanus* est l'espèce de plante ayant le système racinaire le mieux développé. Le nombre de racines, la longueur, l'aire et le volume de son système racinaire sont les plus importants.

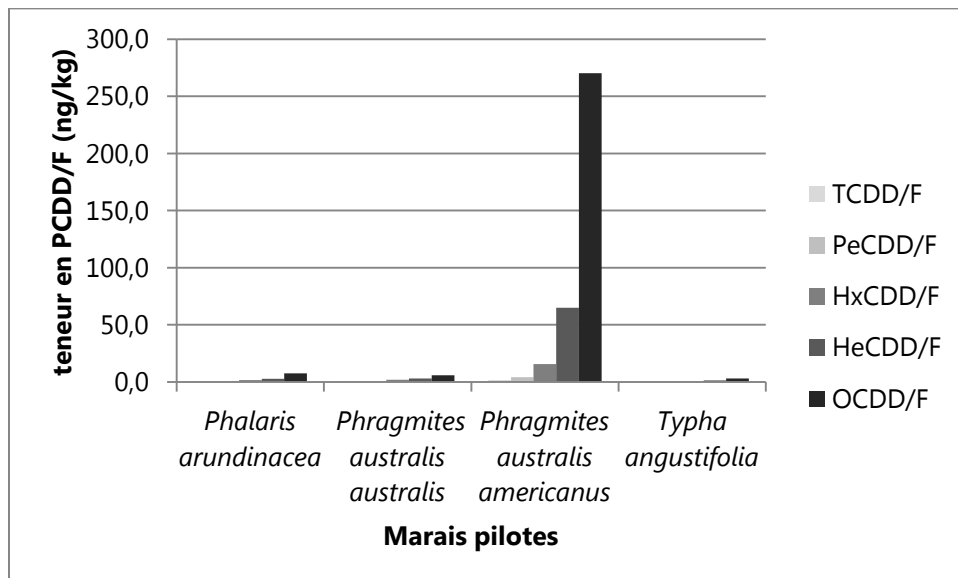
Tableau 3.II. Estimations des paramètres du système racinaire des macrophytes des quatre marais pilotes calculées à l'aide du *CI-690 root snap*. Moyenne annuelle des deux mesures par marais.

	<i>Phalaris arundinacea</i>		<i>Phragmites australis australis</i>		<i>Phragmites australis americanus</i>		<i>Typha angustifolia</i>	
	2013	2014	2013	2014	2013	2014	2013	2014
nombre de racines	156	321	362	551	252	532	166	372
longueur du système racinaire (cm)	241	520	6308	549	376	605	333	246
aire du système racinaire (cm²)	93	351	259	249	217	474	164	144
volume du système racinaire (cm³)	40	24	45	15	17	39	15	16
profondeur des racines (cm)	196	200	191	193	192	197	192	200

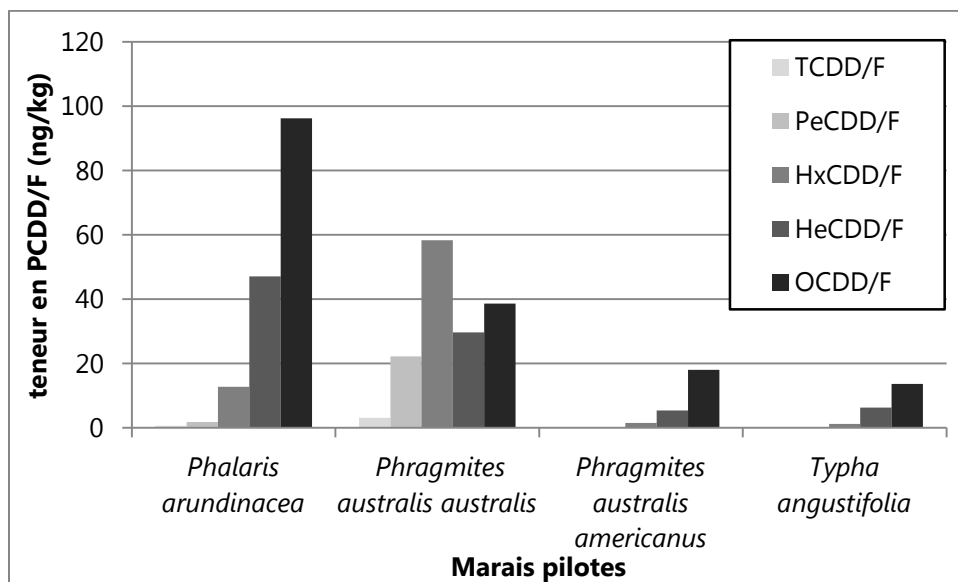
3.3.2. Capacité de bioaccumulation des plantes :

Phalaris arundinacea a bioaccumulé 6 mg/kg MS d'arsenic dans ses tissus souterrains en 2013 tandis que *Phragmites australis americanus* en a bioaccumulé 6,7 mg/kg MS en 2014. Ce sont les deux seules espèces de macrophyte ayant bioaccumulé de l'arsenic en quantité supérieure aux limites de détection (soit 5 mg/kg MS en 2013 et de 4 mg/kg MS en 2014). Le chrome, le cuivre et les phénols chlorés se trouvaient tous sous les limites de détection lors des campagnes d'échantillonnage de 2013 et 2014. Ces résultats ne sont pas présentés.

Pour les dioxines et furanes, les composés les plus fortement chlorés, soit les OCDD/F, sont généralement présents en plus grande proportion dans les tissus souterrains des plantes par rapport aux autres composés (figure 3.2. b). Il se produit ensuite une diminution de la teneur en fonction de la diminution du nombre de chlore. La seule exception est la présence d'hexa PCDD/F en quantité supérieure à tous les autres composés dans les tissus souterrains de *Phragmites australis australis*. *Phalaris arundinacea* est l'espèce ayant les teneurs les plus élevées en PCDD/F dans ses tissus souterrains, suivie par *Phragmites australis australis*. Pour les tissus aériens, c'est *Phragmites australis americanus* qui a les teneurs en PCDD/F les plus importantes. Par contre, la comparaison entre les teneurs en dioxines des tissus aériens de *Phragmites australis australis* dans les marais pilotes en comparaison avec les teneurs des tissus aériens d'un témoin naturel montrent que les teneurs du témoin sont généralement plus élevées que celles présentes dans les plantes des marais (figure 3.3.). Seuls les hexa PCDD/F sont présents en plus grande quantité dans les plantes des marais pilotes. Ces résultats suggèrent d'interpréter avec prudence la présence de dioxines et furanes dans les tissus aériens des plantes des marais.



a)



b)

Figure 3.2. Teneur en dioxines et furanes des tissus a) aériens et b) souterrains des macrophytes des marais pilotes (ng/kg MS).

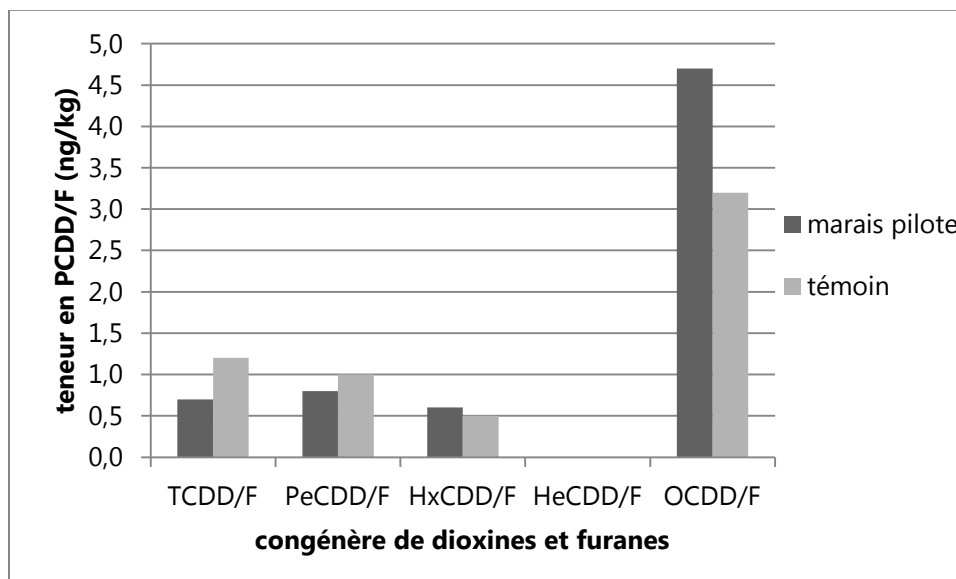


Figure 3.3. Comparaison de la teneur en dioxines et furanes présentes dans les tissus de *Phragmites australis australis* dans un marais pilote et dans un témoin.

3.3.3. Efficacité de traitement des marais pilotes :

Dans le cas du chrome et du cuivre (figure 3.4. b et c) les concentrations de l'effluent des quatre marais pilotes sont inférieures aux concentrations de l'affluent. Pour l'arsenic (figure 3.4. a), les concentrations de l'effluent sont également inférieures pour toutes les campagnes d'échantillonnage à l'exception de celle du 3 octobre 2013. Par contre, toutes les concentrations à la sortie se trouvent sous la moyenne des concentrations de l'affluent des marais (représentée par une ligne pointillée rouge sur la figure 3.4.). Il n'y a pas de différence visible entre espèces au niveau de la concentration à la sortie des marais. Pour les trois métaux, une grande variabilité est observable au niveau des efficacités de traitement en 2013 (écart type variant entre 13 et 65%). À l'inverse, en 2014, les efficacités de traitement sont très élevées (variant entre 84 et 99% selon les espèces de plantes et les éléments traces, voir tableau 3.III.) et généralement constantes tout au long de l'année (écart type inférieure à 11%).

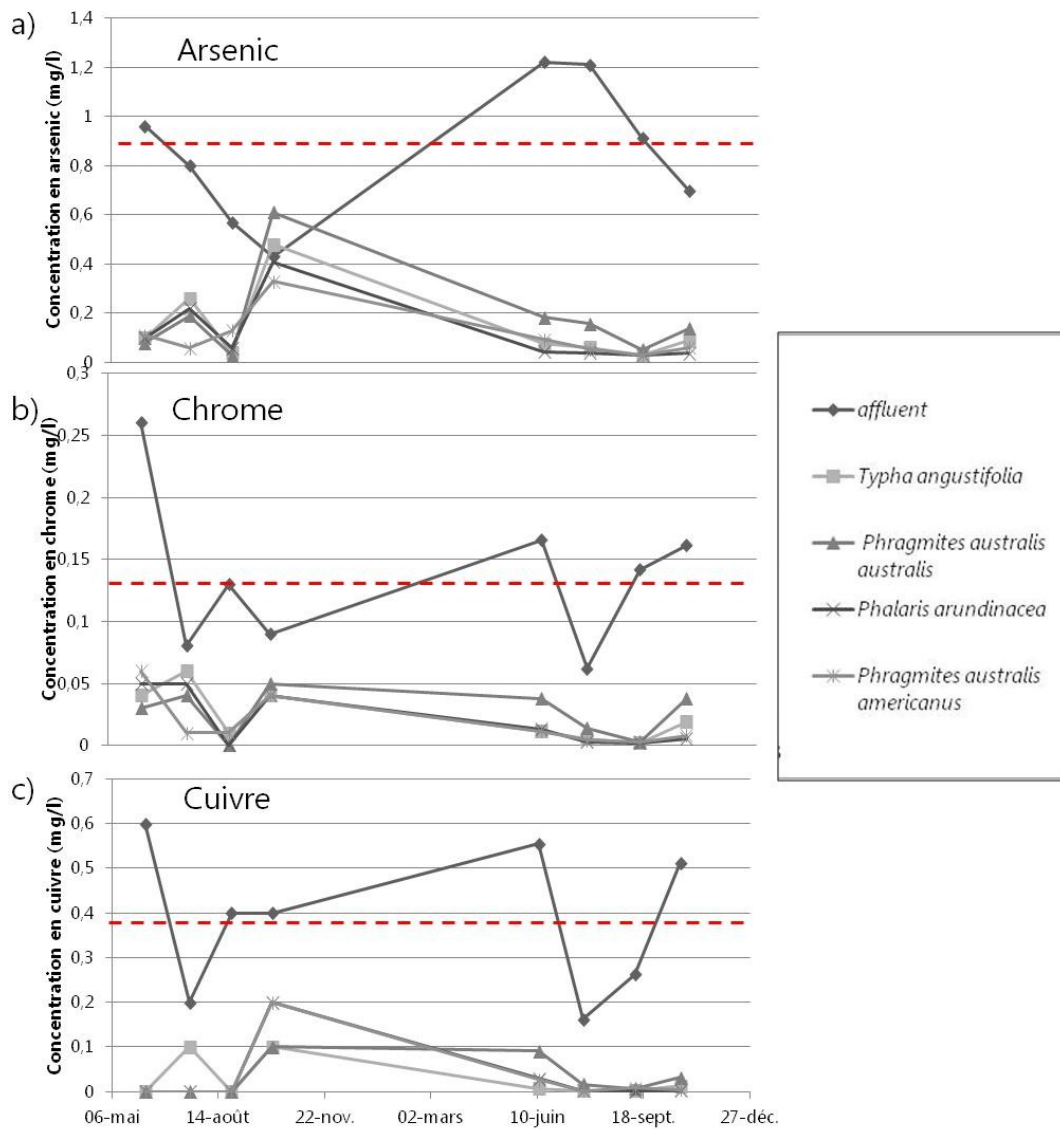


Figure 3.4. Concentration de métaux présents dans l'affluent et l'effluent des quatre marais pilotes pour les années 2013 et 2014 a) arsenic, b) chrome, c) cuivre. La ligne pointillée rouge présente les moyennes des concentrations de l'affluent calculé sur 2 ans.

Tableau 3.III. Moyenne des efficacités de traitement annuelles des métaux des quatre marais pilotes, exprimée en pourcentage d'enlèvement \pm écart-type.

	arsenic		chrome		cuivre	
	2013	2014	2013	2014	2013	2014
<i>Typha</i>						
<i>angustifolia</i>	57 \pm 49	93 \pm 4	64 \pm 31	93 \pm 4	81 \pm 24	99 \pm 1
<i>Phragmites</i>						
<i>australis</i>						
<i>australis</i>	55 \pm 65	87 \pm 6	71 \pm 28	82 \pm 11	94 \pm 13	91 \pm 6
<i>Phalaris</i>						
<i>arundinacea</i>	64 \pm 40	96 \pm 1	68 \pm 28	96 \pm 3	88 \pm 25	98 \pm 2
<i>Phragmites</i>						
<i>australis</i>						
<i>americanus</i>	70 \pm 32	94, \pm 3	78 \pm 16	95 \pm 2	88 \pm 25	98 \pm 2

Lors des campagnes d'échantillonnage de l'été 2013, pendant les mois de juin et juillet, les concentrations de mono et de dichlorophénols à la sortie des quatre marais pilotes sont supérieures aux concentrations présentes à l'entrée. Cette tendance s'inverse au mois d'août 2013. Les concentrations en mono et dichlorophénols demeurent sous les concentrations d'entrée pour toutes les autres campagnes d'échantillonnage en 2013 et 2014. Aucun trichlorophénol n'a été mesuré dans l'affluent ou l'effluent des quatre marais, donc ces données ne sont pas présentées sur la figure 3.5. Des tétrachlorophénols n'ont été mesurés dans l'effluent des marais qu'en une seule occasion, soit le 3 octobre 2013. Par contre, aucun tétrachlorophénol

n'a été mesuré à l'entrée des marais lors de cet échantillonnage. Aucun tétrachlorophénol n'a été mesuré dans l'affluent ou l'effluent des quatre marais pilotes pour toutes les autres campagnes d'échantillonnages. Lors de la campagne d'échantillonnage du mois d'octobre 2013, une quantité supérieure de PCP a été détectée à la sortie qu'à l'entrée des marais pilotes. Les concentrations en PCP de l'affluent lors des autres campagnes d'échantillonnages se trouvaient sous les limites de détections (0,1 mg/L). Les efficacités de traitements annuelles moyennes des chlorophénols ne sont pas présentées.

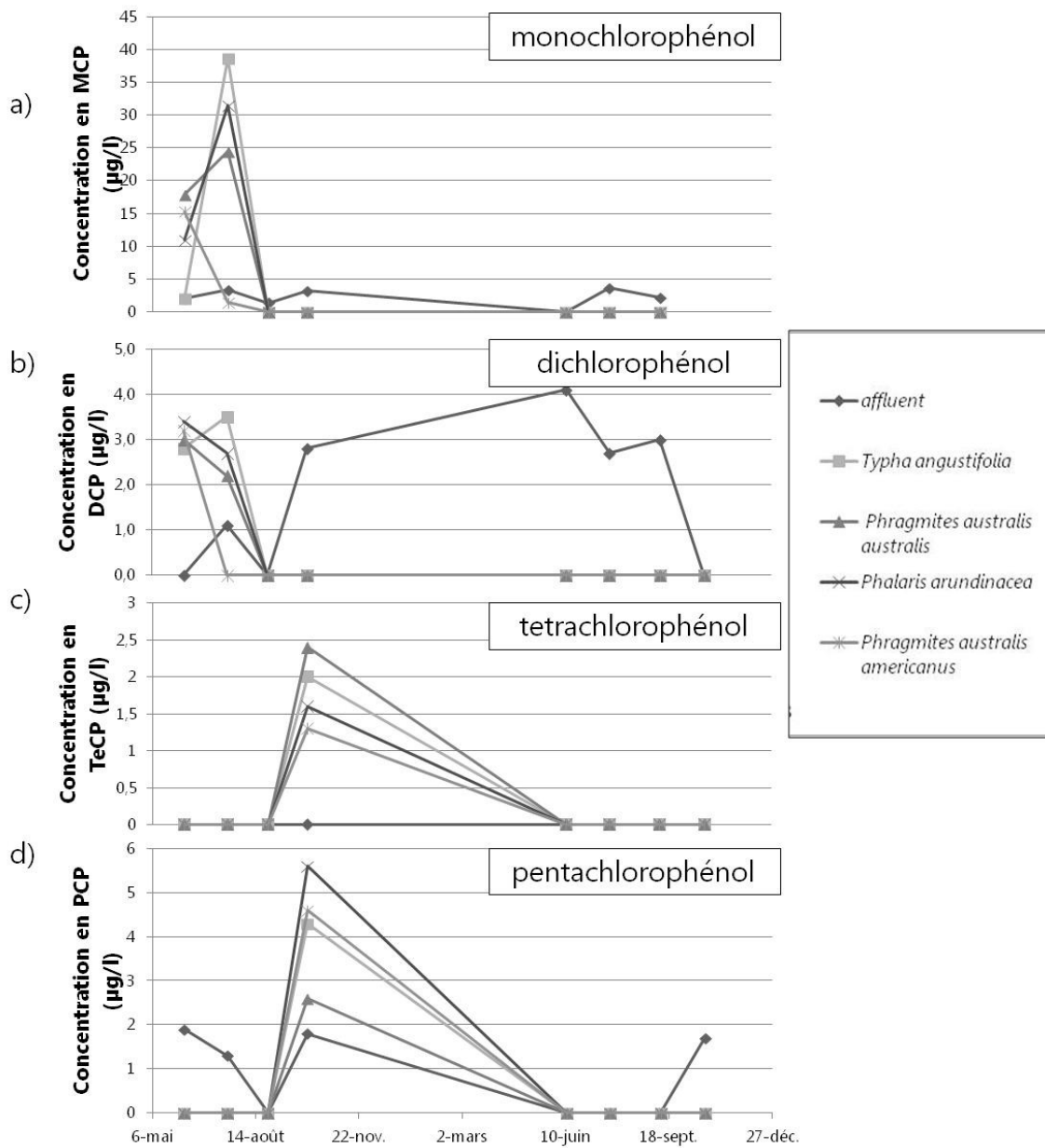


Figure 3.5. Concentration de chlorophénols ($\mu\text{g/L}$) présents dans l'affluent et l'effluent des quatre marais pilotes au cours des campagnes d'échantillonnages de 2013 et 2014. a) monochlorophénol b) dichlorophénol c) tetrachlorophénol d) pentachlorophénol

Pour les quatre marais pilotes, il se produit une réduction d'au moins un log de la concentration des 5 congénères de dioxines et furanes analysés dans l'effluent par rapport à l'affluent des marais. De plus, il est possible d'observer que les proportions entre la concentration à l'entrée et à la sortie des marais IRBV est la même pour chaque congénère. Les concentrations retrouvées à la sortie des quatre marais IRBV sont similaires d'une espèce de macrophyte à l'autre.

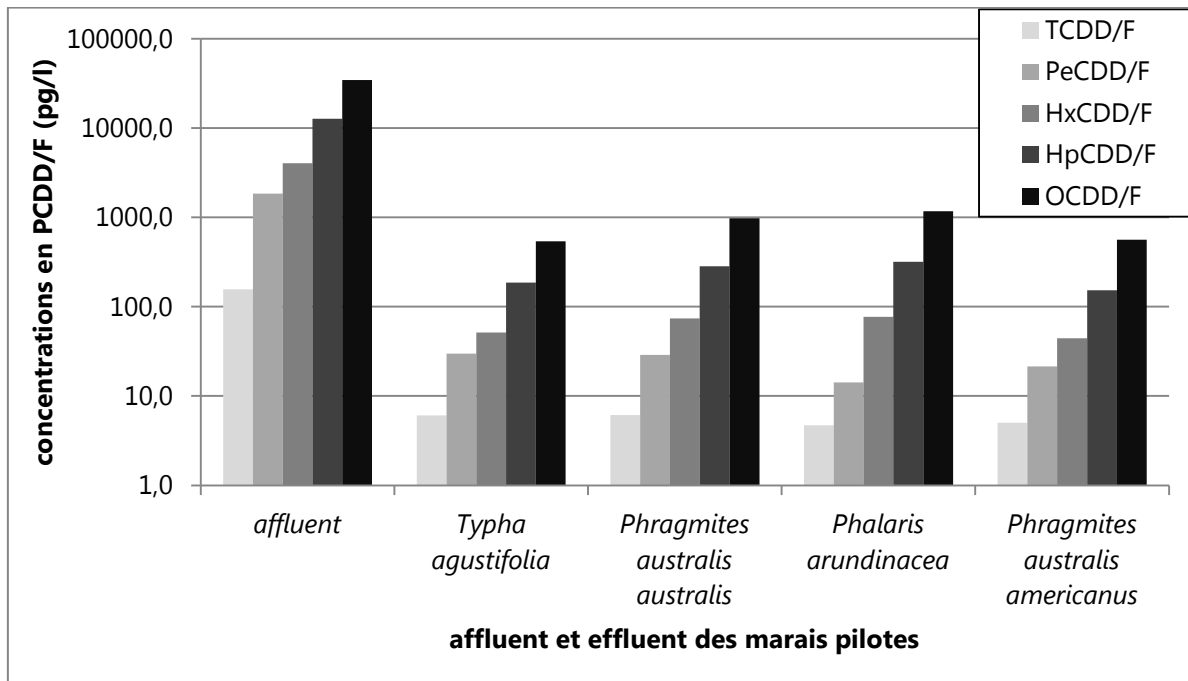


Figure 3.6. Moyenne des concentrations en dioxines et furanes mesurées au mois de juin 2013 et 2014 dans l'affluent et l'effluent des marais IRBV.

3.4. DISCUSSION

3.4.1. Survie et résistance des plantes :

Les quatre macrophytes choisies ont été en mesure de croître et de se développer adéquatement en milieu contaminé pendant les 3 années de suivi. Bien que dans la littérature, la toxicité des effluents mixtes soit souvent évoquée (Babu *et al.* 2001, Sun *et al.* 2011), les plantes ont réussi à se développer adéquatement lorsqu'exposées à un mélange d'arsenic, de chrome, de cuivre, de chlorophénol, de dioxines et de furanes. La faible concentration d'exposition pourrait permettre d'expliquer cette forte croissance. En effet, Lin *et al.* (2006) ont déterminé que lorsque les plantes à l'étude sont exposées à de faibles concentrations de PCP, une augmentation de la dose de cuivre entraînait chez elles des effets bénéfiques.

Lors des années 2013 et 2014, une production de biomasse et une densité de tiges importante montre que les quatre espèces ont connu un bon développement et une bonne croissance. De plus, la présence d'une quantité importante d'inflorescences montre que les spécimens présents dans les marais ont atteint leur maturité lors des étés 2013 et 2014. Une production de biomasse sèche et un nombre d'inflorescence plus faible en 2012 qu'en 2013 et 2014 montre que les plantes étaient encore en phase d'implantation à la fin de la première année de traitement. L'exposition à une eau contaminée dès la première année a pu avoir un impact sur le temps d'implantation et de développement des macrophytes. Par contre, en 2012, la densité de tige est supérieure à celle observée en 2013. Cela peut s'expliquer par le fait que les plantes n'avaient pas encore colonisé tout le marais et qu'une faible surface était occupée à la fin de la première année. L'espèce ayant la plus grande production de biomasse lors des 3 années de traitement est *Phragmites australis australis*. Par

contre, au niveau du système racinaire, en 2014, *Phragmites australis americanus* et *Phalaris arundinacea* surpassent *Phragmites australis australis*. Comme c'est le système racinaire qui est en contact direct avec les polluants, il est judicieux de choisir les espèces de plantes ayant les systèmes racinaires les plus développés pour le traitement de polluants. Un système racinaire mieux développé permet l'implantation de communauté bactérienne, l'adsorption et l'absorption de polluants et change les caractéristiques physico-chimiques du milieu (Stottmeister *et al.* 2003).

Toutes les espèces ont connu une bonne croissance lorsqu'exposées à un effluent co-contaminé, provenant du lessivage de bois traité. Elles pourraient donc toutes être de bonnes candidates pour l'implantation dans un système de marais filtrant de plus grande taille. En effet, le bon développement des plantes est un paramètre clé parce que des plantes en santé peuvent mieux contribuer au traitement des polluants à l'étude.

3.4.2. Capacité de bioaccumulation des plantes :

Les quatre espèces de macrophytes à l'étude ont bioaccumulé de faibles concentrations de chlorophénols et d'éléments traces dans leurs tissus racinaires. Les teneurs en chlorophénols et en éléments traces des tissus aériens sont tous sous les limites de détections. Ces résultats ne sont pas étonnants compte tenu du fait que les macrophytes ne sont pas réputées pour bioaccumuler d'importantes concentrations d'éléments traces et de polluants organiques hautement hydrophobes ($\log K_{ow} > 4$) (Dordio et Carvalho 2013, Imfeld *et al.* 2009, Marchand *et al.* 2010).

Une autre raison pouvant expliquer la faible détection d'éléments traces et de chlorophénols dans les tissus souterrains des macrophytes des marais pilotes est la faible concentration d'exposition couplée à des limites de détection élevées. En effet, les concentrations d'éléments traces varient entre 0,43 et 1,22 mg/L pour l'arsenic,

entre 0,09 et 0,16 pour le chrome et entre 0,16 et 0,6 pour le cuivre. Pour les chlorophénols, les concentrations se trouvaient entre 0 et 3,6 mg/L pour les monochlorophénols, entre 0 et 2,8 mg/L de dichlorophénol et entre 0 et 1,9 mg/L de pentachlorophénols. Aucun tri et tétrachlorophénols n'a été détecté dans l'affluent des marais pilotes lors des campagnes d'échantillonnage de 2013 et 2014. Les limites de détections dans les tissus étaient quant à elles de 5, 45, 40 et 0,1 mg/kg MS pour l'arsenic, le chrome, le cuivre et les chlorophénols respectivement. Dans la littérature, aux concentrations d'expositions présentées, les teneurs des tissus se retrouvent généralement en dessous des limites de détections utilisées. En effet, dans une expérience portant sur le traitement du chrome et du cuivre par un mélange de plantes flottantes et de macrophytes dans un marais filtrant à eaux libres, Khan *et al.* (2009) ont déterminé que lorsqu'exposées à des concentrations moyennes en chrome et en cuivre de 0,35 et 1,45 mg/L respectivement, les plantes étaient en mesure de bioaccumuler entre 1,4 et 2,3 mg/kg MS pour le chrome et entre 3,9 et 5,6 mg/kg MS pour le cuivre dans leurs tissus racinaires. Ces valeurs étant inférieures à nos limites de détections, cela pourrait expliquer qu'aucune espèce n'ait de teneurs en chrome et en cuivre supérieures aux limites de détections dans leurs tissus souterrains.

De plus, la présence conjointe de contaminants de nature organique et inorganique a pu créer une interaction sur la capacité des plantes à l'étude à bioaccumuler les polluants présents. En effet, certaines études ont démontré que la bioaccumulation de composés organiques en présence de métaux était réduite (Sun *et al.* 2011). Un phénomène similaire a pu se produire pour les chlorophénols en présence d'éléments traces.

Contrairement aux autres polluants à l'étude, des teneurs importantes de dioxines et furanes ont été détectées dans les tissus racinaires des plantes. Bien que les octa-CDD/Fs soient les composés les plus fortement chlorés, donc les plus insolubles, ils

sont les composés trouvés en plus grandes proportions dans les tissus racinaires des plantes. Cette tendance est inverse à celle observée par Huelster *et al.* (1994) qui ont plutôt constaté qu'il existait une relation inverse entre le patron de bioaccumulation et le nombre de chlores. Cette dichotomie entre la littérature et les résultats observés peut être expliquée par une relation dose-réponse observable entre les teneurs en PCDD/Fs présents dans l'affluent et dans les tissus. En effet, les octa CDD/Fs sont les congénères présents en plus grande quantité dans l'affluent et ce sont également les congénères ayant les teneurs les plus élevées dans les racines des plantes. Comme l'absorption de contaminants dépend généralement de la solubilité des composés (Salt *et al.* 1995), et qu'un nombre plus élevé de chlore implique une solubilité plus faible, il est possible qu'une grande partie des dioxines et furanes détectés dans les racines aient été adsorbés sur les parois cellulaires des racines plutôt qu'absorbés. Si tel est le cas, les teneurs élevées en PCDD/F des racines de *Phalaris arundinacea* peuvent être explicables par l'architecture de son système racinaire. En effet, contrairement aux 3 autres espèces de plantes testées, *Phalaris arundinacea* possède un système de fines racines, permettant beaucoup plus de site d'adsorption. C'est également l'espèce de plante ayant le plus gros volume racinaire en 2013, soit au moment où les teneurs des systèmes racinaire en polluants ont été mesurés (tableau 3.II.). La grande taille du système racinaire de *Phragmites australis australis* permettrait également d'expliquer les teneurs élevées en dioxines et furanes présentes dans ses tissus.

Des teneurs relativement élevées en dioxines et furanes ont également été détectées dans les tissus aériens des macrophytes des marais. Pour tous les composés, deux hypothèses pouvant expliquer la présence de dioxines et furanes dans les tissus aériens, soit la volatilisation des dioxines et furanes du sol ainsi que le transfert des racines vers les parties aériennes, peuvent être éliminées grâce à la comparaison des

teneurs des tissus de *Phragmites australis australis* du marais pilote avec un témoin. Comme la teneur en dioxines et furanes des témoins est généralement supérieure à celle du marais pilote, il est possible d'affirmer que c'est le dépôt de particules auxquelles sont liées les dioxines et furanes qui expliquerait la présence de PCDD/F dans les tissus des plantes des marais pilotes.

Bien que peu d'éléments traces et de chlorophénols aient été détectés dans les tissus souterrains des plantes, cela ne signifie pas que les plantes testées sont incapables de bioaccumuler ces contaminants. Par contre, cette bioaccumulation reste faible en comparaison avec les autres processus impliqués dans le traitement de ces composés. Pour les dioxines et furanes, des teneurs importantes ont été détectés dans les tissus racinaires, résultant probablement de l'adsorption des PCDD/F à la surface des racines. Les dioxines et furanes détectées dans les tissus aériens proviennent probablement de dépôt de poussières chargées en PCDD/F.

3.4.3. Efficacité de traitement des marais :

Les efficacités de traitement annuelles moyennes de tous les composés sont supérieures à 55%. Les concentrations de l'effluent des marais sont généralement en dessous des concentrations de l'affluent des quatre marais pilotes. Les quatre marais pilotes ont des efficacités de traitement similaires pour tous les contaminants.

Les concentrations en chrome et en cuivre de l'effluent étant sous les concentrations de l'affluent pour toutes les campagnes d'échantillonnages, cela signifie que les systèmes de marais pilotes sont efficaces pour la rétention de ces éléments traces. L'enlèvement efficace du chrome et du cuivre peut s'expliquer de plusieurs façons. Premièrement, il est possible qu'il y ait formation d'oxydes de fer et de manganèse à proximité des racines parce que les racines diffusent de l'oxygène dans le milieu. Ces oxydes permettent la co-précipitation des cations divalents, tel que le chrome et le

cuivre. Pour l'arsenic, lors de la campagne d'échantillonnage du 3 octobre 2013, les effluents des marais plantés de *Typha angustifolia* et *Phragmites australis australis* sont plus concentrés que l'affluent. Cette différence entre les concentrations mesurées à l'entrée et à la sortie des marais peut être due au temps de rétention de l'eau contaminée dans les marais. En effet, le temps de rétention hydraulique des vides théoriques est de 19,5 jours, ce qui signifie que comme la concentration de l'affluent peut varier d'une journée à l'autre, il est possible que la différence entre les concentrations observées soit simplement due à des différences journalières. La comparaison des concentrations des effluents avec la moyenne des concentrations d'arsenic de l'affluent permet de corriger ce biais. Lorsqu'on compare la concentration moyenne d'arsenic de l'affluent avec les concentrations des effluents, on constate que les valeurs à la sortie sont toutes inférieures à la concentration moyenne d'entrée des marais pilotes.

De meilleures efficacités de traitement sont observables en 2014 qu'en 2013 pour tous les éléments traces. Pour l'arsenic, cette augmentation de l'efficacité de traitement correspond également à une augmentation de la concentration de l'affluent. Une concentration plus élevée signifie généralement que la fraction mobile d'un élément est plus importante. Comme cette fraction mobile est plus facile à enlever de la phase liquide par divers mécanismes (sorption, précipitation, co-précipitation), ce phénomène pourrait expliquer les meilleures efficacités de traitement en 2014 qu'en 2013. La co-précipitation du chrome et du cuivre avec des oxydes de fer et de manganèse est une réaction pH dépendant. Cette réaction a lieu en présence de pH neutre ou alcalins. Comme le pH est supérieur en 2014 qu'en 2013, cela pourrait expliquer les meilleures efficacités de traitement observées en 2014 pour le traitement du chrome et du cuivre.

En plus d'être expliquées par la précipitation et la co-précipitation, les grandes efficacités de traitement pour les éléments traces observées en 2013 et 2014 peuvent également être dues à leur adsorption sur les particules de substrat. Lizama A *et al.* (2011) ont déterminé que c'est l'adsorption qui est responsable de l'enlèvement de la plus grande partie des éléments traces en marais filtrants. De plus, les plantes peuvent également favoriser la rétention des éléments traces dans le marais par la production d'exsudats racinaires. En effet, certains exsudats racinaires, tels que des anions organiques, sont des ligands pour les éléments traces (Ryan *et al.* 2001).

Les mono et les dichlorophénols de l'effluent des marais se retrouvaient au dessus des concentrations de l'affluent pendant la campagne d'échantillonnage du 6 juin pour toutes les espèces sauf *Typha angustifolia* et pendant la campagne d'échantillonnage du 18 juillet 2013 pour toutes les espèces sauf *Phragmites australis americanus*. Une des hypothèses pouvant expliquer cette présence de mono et de dichlorophénols en quantité importante dans l'effluent des marais est la déchloration des PCP en MCP et DCP. En effet, une présence plus importante de chlorure est observable dans l'effluent des marais ayant de fortes concentrations en MCP et en DCP tandis que les concentrations en chlorure de l'effluent de *Typha angustifolia* le 6 juin 2013 et de *Phragmites australis americanus* le 18 juillet 2013 sont plus faibles (annexe 5).

Les concentrations en penta et en tétrachlorophénols de l'effluent des marais se retrouvaient au-dessus des concentrations de l'affluent lors de la campagne d'échantillonnage du 3 octobre 2013. Par contre, cette concentration plus élevée en penta et tétrachlorophénols ne se retrouve pas lors de l'échantillonnage du 23 octobre 2014, ce qui permet de rejeter l'hypothèse d'une saisonnalité au niveau du traitement. Comme aucun autre paramètre n'a pu être efficacement relié à la forte concentration de tétra et de pentachlorophénols dans l'effluent récolté le 3 octobre

2013, cet évènement pourrait tout simplement être anecdotique. Pour toutes les autres campagnes d'échantillonnages, les concentrations en chlorophénols de l'effluent se retrouvaient sous les limites de détection, montrant d'importantes efficacités de traitement pour ces composés (avoisinant le 100%). Comme aucun chlorophénol n'a été détecté dans les tissus des plantes, il est possible que l'adsorption des chlorophénols sur les particules de sol soit l'un des principaux mécanismes responsables du traitement.

Les concentrations en dioxines et furanes de l'effluent des marais se retrouvent sous les concentrations de l'affluent pour toutes les campagnes d'échantillonnages de 2013 et 2014. L'abattement symétrique de tous les congénères de dioxines et furanes montre que la force principale responsable du traitement est probablement l'adsorption sur des particules organiques présentes dans les marais. En effet, s'il y avait déchloration des composés, on devrait observer une réduction du nombre de dioxines et furanes fortement chlorés et une augmentation du nombre de congénères plus faiblement chlorés, ce qui n'est pas le cas. Une diminution de tous les congénères selon les mêmes proportions s'explique donc par la rétention des dioxines et furanes dans les marais par adsorption sur les particules de substrat, sur les racines ou sur les micro-organismes présents dans les marais. L'hydrophobicité des dioxines et furanes en font des molécules qui vont naturellement avoir tendance à aller se lier à la matière organique présente dans les marais (Badea 2013). Cette rétention pourra, à long terme, permettre la dégradation de ces composés par les micro-organismes habitant la rhizosphère des plantes.

Pour tous les polluants à l'étude, les efficacités de traitement sont probablement sous-estimées à cause de la capacité des plantes à évapotranspirer de grands volumes d'eau. En effet, comme la comparaison des efficacités de traitement se fait en comparant la concentration de l'affluent et de l'effluent, l'enlèvement d'une partie de

l'eau entrant dans le marais par évapotranspiration a pour effet de concentrer l'effluent en polluants si la quantité est plus élevée que l'ajout d'eau par les précipitations. Cela signifie qu'en ne considérant pas cette perte d'eau par évapotranspiration, on sous-estime la réelle capacité d'un système à enlever les contaminants présents dans l'affluent. Les données provenant de la littérature montrent que les quatre espèces de macrophytes à l'étude ont la capacité d'évapotranspirer d'importants volumes d'eau. Par exemple, Zhou et Zhou (2009) ont déterminé que *Phragmites australis australis* avait la capacité d'évapotranspirer entre 0,1 et 5,8 mm d'eau par jour dans le nord de la Chine. Une autre étude réalisée au Nebraska montre des capacités d'évapotranspiration variant entre 0,5 et 6,8 mm d'eau par jour (Burba *et al.* 1999). Pour *Phalaris arundinacea*, Schilling et Kiniry (2007) ont déterminé que l'évapotranspiration moyenne par jour se situait entre 2,3 et 3,3 mm selon le mois considéré dans l'état de l'Iowa aux États-unis. Pour *Typha* ssp. Des données récoltées à proximité du lac Ontario montre une évapotranspiration moyenne de 4,9 mm par jour (Price 1994). Selon ces données, les marais pilotes auraient la capacité d'évapotranspirer entre 0,7 et 45,5 L par jour. Si on considère qu'une moyenne d'environ 3 mm de pluie tombe par jour, cela signifie qu'un volume moyen de 21L d'eau entre dans le système journalièrement pour la période d'étude. Cela signifie que, pendant une grande partie de l'été, au moment où les précipitations sont à leur plus bas et l'évapotranspiration des plantes à son maximum, un volume d'eau plus important est évapotranspiré par rapport au volume d'eau entrant dans les systèmes par la pluie. Il est donc important de considérer la capacité d'évapotranspiration des macrophytes en regardant les efficacités de traitement.

3.5. CONCLUSION

Les plantes des quatre espèces de macrophytes se sont développées en individus matures et ont produit une densité de tiges et une quantité de biomasse considérable. Peu de bioaccumulation a été constatée, suggérant que la phytoextraction ne soit pas le principal mécanisme à l'œuvre dans les marais. Les quatre marais pilotes ont obtenu d'importantes efficacités de traitement pour tous les polluants à l'étude. Ces efficacités de traitement sont probablement sous-estimées à cause de la capacité d'évapotranspiration des plantes qui concentrent l'effluent. Par contre, aucune différence importante n'est observable entre les différentes espèces de macrophytes. En effet, les quatre espèces de macrophytes choisies ayant des caractéristiques morphologiques similaires (production de biomasse aérienne et souterraine importante, réseau racinaire bien développé et capacité de survivre en milieu contaminé), il n'est simplement pas possible de distinguer les différences interspécifiques dans le traitement. Par contre, le rôle des plantes dans le traitement des contaminants à l'étude demeure d'une grande importance, car elles vont avoir un effet important sur les caractéristiques physico-chimiques du milieu et sur la présence de micro-organismes.

Bien que toutes les espèces aient la capacité de se développer et de traiter efficacement un effluent contaminé, les espèces produisant les systèmes racinaires les mieux développés en milieu contaminé devraient être privilégiées. Les quatre espèces de macrophytes ayant de bonnes efficacités de traitement, couplées à une production de biomasse importante et un réseau racinaire bien développé, pourraient toutes être utilisées pour l'implantation d'un système de marais filtrant de taille réel. Néanmoins, des expériences supplémentaires, testant ces espèces de plantes dans des marais de plus grande taille sont nécessaires afin de s'assurer que les efficacités de traitement

soient les mêmes à petite et à grande échelle. Le suivi à long terme des marais pilotes est également important pour comprendre les changements qui s'opèrent au cours du temps sur le traitement des contaminants à l'étude.

4. CHAPITRE 4 : RÔLE D'UN BASSIN DE SAULES SITUÉ EN FIN DE CHAÎNE DE TRAITEMENT

4.1. *OBJECTIF*

Identifier l'effet d'un bassin de saules, situé à la fin de la chaîne de traitement, sur la quantité et la qualité de l'effluent sortant du système. La démarche expérimentale utilisée consiste à faire le suivi d'un marais planté de saules recevant l'effluent des systèmes de marais filtrants présents sur le site afin de mesurer :

- i. l'efficacité de traitement du bassin de saules
- ii. L'enlèvement de contaminants par les plantes
- iii. La capacité d'évapotranspiration du bassin de saules

4.2. *MATÉRIEL ET MÉTHODE*

4.2.1. Dispositif expérimental :

Un bassin de saules (*Salix miyabeana* SX67) horizontal saturé de 48 m² de surface a été mis en place en 2012 et opéré lors des étés 2013 et 2014 (figure 4.1.). Ce bassin de saules reçoit l'effluent de tous les dispositifs expérimentaux présents sur le site (soit 2 systèmes opérés par des firmes de génie en environnement, le système de l'école Polytechnique de Montréal ainsi que celui de l'IRBV). Un plan et un schéma du site expérimental sont présentés à l'annexe 1. Le tableau 4.I. montre les concentrations moyennes et les volumes d'eau moyen par année entrant dans le bassin de saules.

Tableau 4.I. Caractéristiques de l’affluent du bassin de saule pour les étés 2013 et 2014.

	volume journalier moyen de l’affluent (L/d)	arsenic (µg/L)	chrome (µg/L)	cuivre (µg/L)	somme des chlorophénols (mg/L)	somme des PCDD/F (pg/L)
2013	1285,27	45	0	0	3,475	370,7
2014	1762,76	63	7	7,25	0	94,75

4.2.2. Matériel végétal :

Un total de 112 boutures de *Salix miyabeana* SX67, provenant d’une culture de saules de la Montérégie, ont été plantées à intervalle fixe dans le bassin de saules. Le substrat dans lequel les boutures ont été plantées est composé principalement de sable et de tourbe. Les 20 juillet 2013 et 2014, un engrais à relâchement lent a été ajouté au bassin de saules afin d’assurer la croissance des plants. À la fin de chaque année de croissance, les saules ont été recepés afin de permettre aux spécimens de produire de nouvelles tiges.

4.2.3. Prise de données :

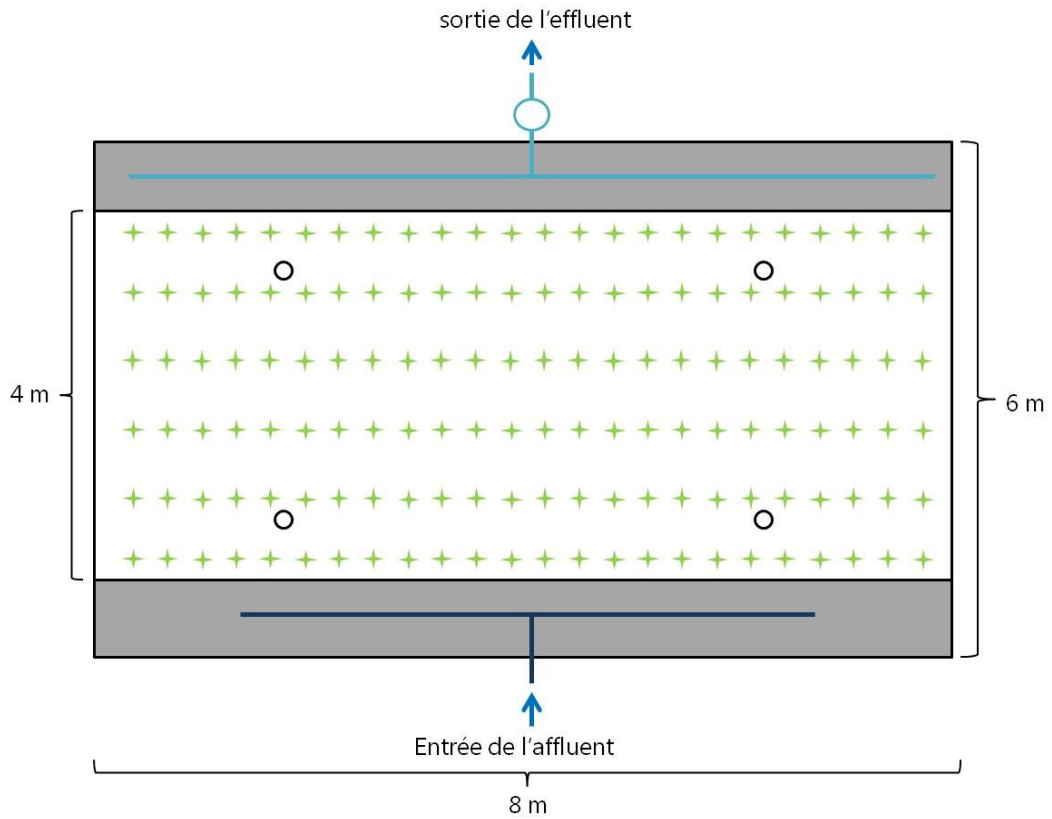
Les concentrations en eau contaminée de l’affluent et de l’effluent du bassin de saules ont été mesurées quatre fois par années, en même temps que les marais pilotes et pour les mêmes paramètres (chapitre 3, section 3.2.3. *prises de données*). Les résultats sont présentés à l’annexe 5. Des analyses de teneurs en contaminants des tissus ont été effectuées en octobre 2013. Ces analyses ont été effectuées séparément pour le système racinaire, les tiges et les feuilles. Les méthodes de prélèvement et d’entreposage sont les mêmes que pour les marais pilotes (voir chapitre 3 section 3.2.3. *prise de données*). Le suivi du volume d’eau entrant et sortant du système s’est fait annuellement par le suivi de compteurs horaires qui mesuraient le temps de

fonctionnement de pompes situées à l'entrée et à la sortie du bassin de saules. À la fin de chaque année de croissance, la hauteur de la tige la plus longue, le diamètre de la tige la plus large, le nombre de tiges et la biomasse aérienne fraîche ont été mesurés pour 16 spécimens sélectionnés aléatoirement. Le matériel végétal aérien a par la suite été transféré dans un séchoir afin d'en connaître la biomasse sèche. Des pesées répétées ont permis de valider que la biomasse était sèche. Lorsque le poids entre les pesées variait de moins de 1% de la variation initiale, la mesure était conservée. Une station météo, présente directement sur le site expérimental a permis de mesurer la vitesse et la direction du vent, le flux solaire moyen, la température et l'humidité moyenne ainsi que les précipitations à toutes les intervalles de 15 minutes et 24 heures.

4.2.4. Analyse des données :

Les analyses des teneurs en métaux et chlorophénols des tissus végétaux et de l'affluent et l'effluent du bassin de saules ont été effectuées par AGAT laboratoire en utilisant les mêmes méthodes d'analyse que pour l'expérience en pots (voir *section 2.2.5. analyse des données*) Les analyses des dioxines et furanes ont été réalisées selon la méthode décrite au chapitre 3 à la section 3.2.4. *analyse de données*. Le contrôle de la qualité a également été réalisé de la même façon.

Le volume d'eau entrant et sortant du système a été obtenu en multipliant le temps de fonctionnement des pompes au volume pompé par minute. Le volume de précipitation, obtenu en multipliant l'aire du bassin de saules par la hauteur des précipitations (en mm) obtenues à l'aide de la station météo ont été ajoutées au volume d'eau entrant dans le système. L'évapotranspiration du bassin de saules a été calculée en soustrayant le volume d'eau sortant du système au volume d'eau entrant dans le système.



a)



b)

Figure 4.1. Schéma d'une vue en plan (a) et photo (b) du bassin de saules.

4.3. RÉSULTATS

4.3.1. Survie et résistance des plantes :

Tout d'abord, les 112 boutures plantées à l'été 2012 ont survécu jusqu'en octobre 2014. À l'année 2012, les plantes sont en période d'implantation et tous les paramètres de croissance sont inférieurs aux années 2013 et 2014. En 2013, la hauteur maximale et le diamètre maximal des tiges par plants sont supérieurs aux valeurs mesurées en 2014. Par contre, le nombre de tiges est supérieur en 2014 qu'en 2013, montrant une allocation différente des ressources de l'arbuste qui produit plus de tiges de hauteur et de diamètre inférieur. De plus, la comparaison de la biomasse sèche des saules récoltée en 2013 et 2014 montre qu'une meilleure croissance est observable en 2013 qu'en 2014 (tableau 4.II.).

Tableau 4.II. Tableau récapitulatifs des données de croissance moyenne par arbre du bassin de saules en 2012, 2013 et 2014 basé sur l'analyse de 16 spécimens.

	nombre de tiges	hauteur de tige maximale	diamètre de tige maximale	biomasse sèche
2012	3	2,65	1,8	205
2013	11	3,84	2,2	685
2014	14	2,62	2	416

4.3.2. Capacité de bioaccumulation des plantes :

Des traces de trichloro-3,4,5-phénols ont été retrouvées dans les tiges de saules à raison de 2 mg/kg MS. Tous les autres chlorophénols, l'arsenic, le chrome et le cuivre se retrouvent sous les limites de détection dans les racines, les tiges et les feuilles des saules. Ces données ne sont pas présentées.

Pour les dioxines et furanes, des tétra, penta, hexa, hepta et octa PCDD/F ont été détectés dans les tiges les feuilles et les racines des saules. Les composés les plus fortement chlorés ont été détectés en plus grande quantité dans les racines que dans les parties aériennes. La tendance inverse est observable pour les tétra, penta et hexa PCDD/F. Pour tous les composés, des quantités supérieures de dioxines et furanes ont été retrouvées dans les tiges en comparaison avec les feuilles.

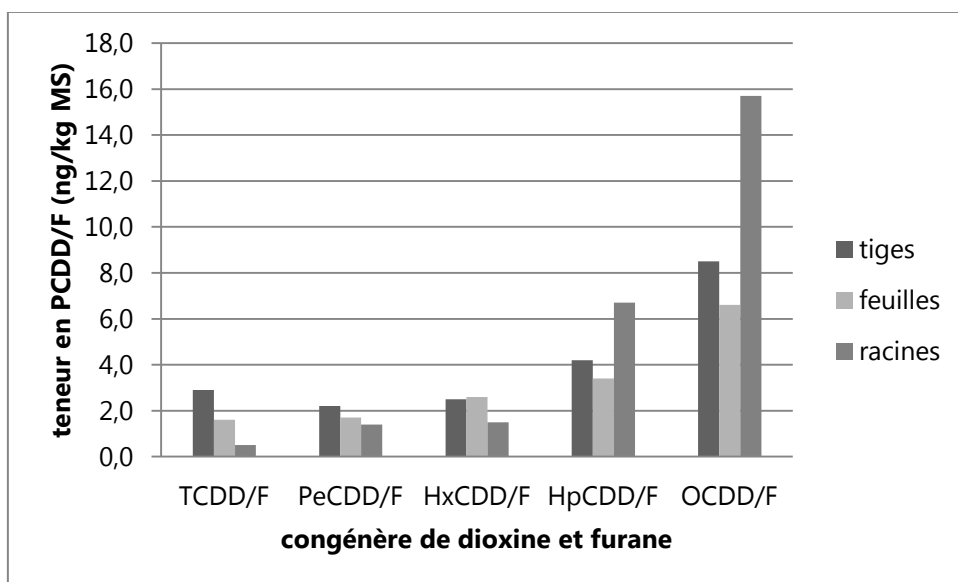


Figure 4.2. Teneur en dioxines et furanes des différentes parties de saules (ng/kg MS).

4.3.3. Efficacité de traitement du bassin de saules :

Tableau 4.III. Moyennes des concentrations en polluants et des efficacités de traitement du bassin de saules calculées selon les résultats de 7 campagnes d'échantillonnages lors des étés 2013 et 2014. Les données sont présentées en µg/L.

	Affluent	effluent	efficacité de traitement (%)
Arsenic	50	10	85 ±17
Chrome	3	1	59±12
Cuivre	4	0	100±0
somme des chlorophénols	1985	0	100±0
somme des PCDD/F (TEQ)	6,1 x 10 ⁻⁷	0,9 x 10 ⁻⁷	85±18

L'arsenic, le chrome et le cuivre se retrouvent en concentrations inférieures dans l'effluent que dans l'affluent du bassin de saules lors de toutes les campagnes d'échantillonnages de 2013 et 2014 (figure 4.3.). En effet, indépendamment des concentrations à l'entrée du bassin de saules, les concentrations à la sortie sont toujours inférieures à 0,2 mg/L pour l'arsenic, inférieures à 0,04 mg/L pour le chrome et en dessous des limites de détections pour le cuivre.

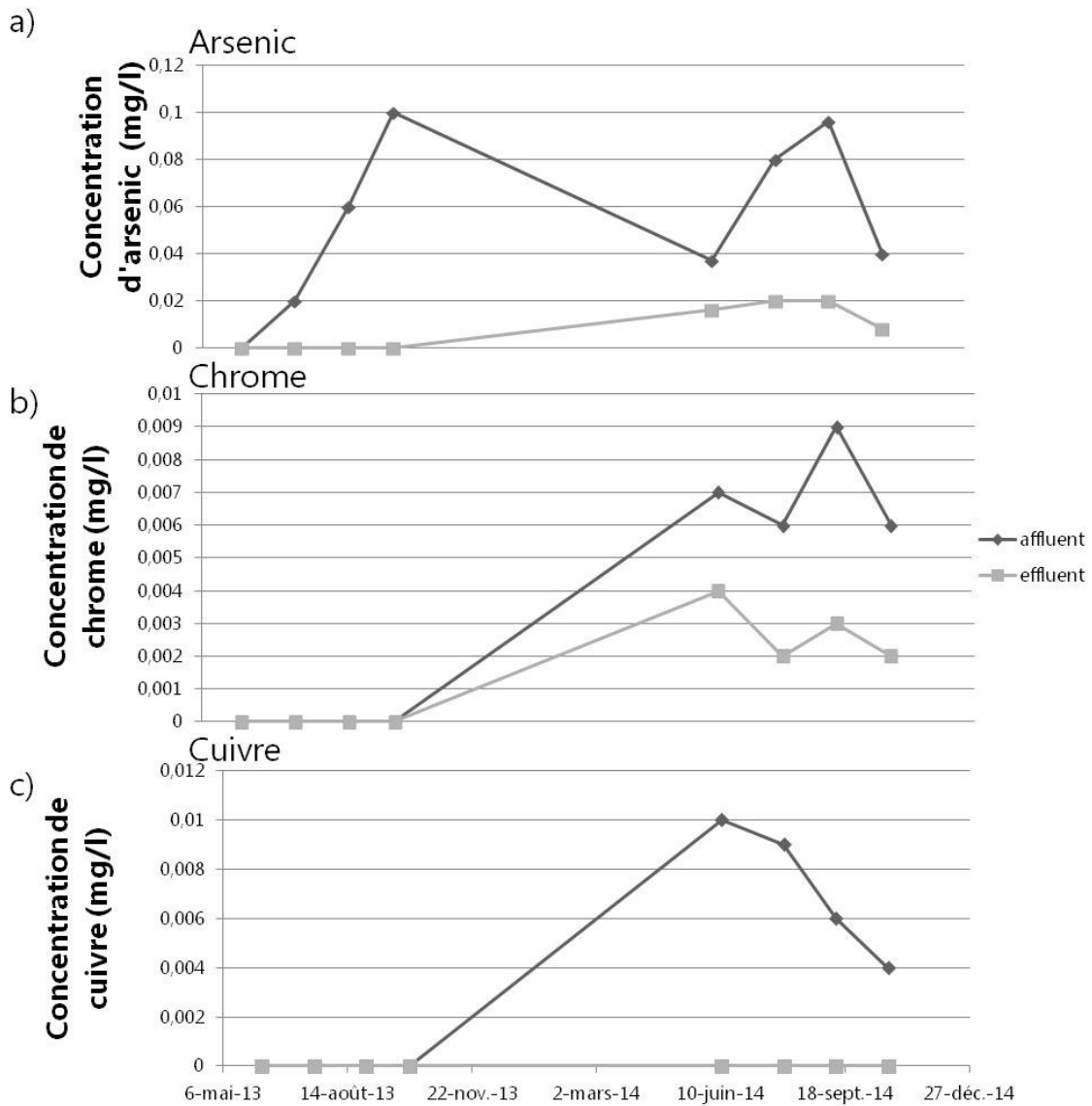


Figure 4.3. Concentration en métaux (mg/L) de l’affluent et de l’effluent du bassin de saules lors des campagnes d’échantillonnages de 2013 et 2014.

Pour les phénols chlorés, seules les campagnes d'échantillonnages du 18 juillet et du 3 octobre 2013 ont détecté des concentrations en chlorophénols de l'affluent supérieures aux limites de détections, soit des concentrations de 7 et de 6,9 mg/L respectivement. Les concentrations en chlorophénols de l'effluent se trouvaient sous les limites de détections pour tous les chlorophénols de toutes les campagnes d'échantillonnages des étés 2013 et 2014. On peut donc en déduire que le bassin de saules a des efficacités de traitements de 100% (tableau 4.III.).

Lors de toutes les campagnes d'échantillonnage, la somme en équivalent toxique de dioxines et furanes présente dans l'effluent du bassin de saules est inférieure à celle de l'affluent (figure 4.4.). Par contre, les concentrations en dioxines et furanes de l'effluent du bassin de saules sont supérieures à la cible de rejet du ministère de l'environnement.

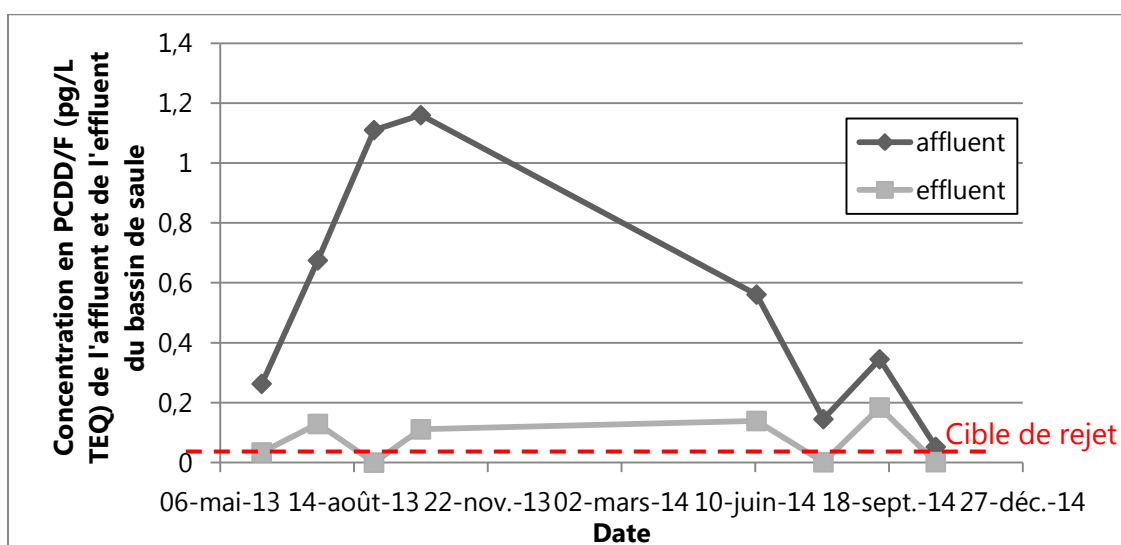


Figure 4.4. Somme en équivalent toxique (pg/L-TEQ) de la concentration en dioxines et furanes présents dans l'affluent et l'effluent du bassin de saules.

4.3.4. Capacité d'évapotranspiration du bassin de saules

Les données relatives au bilan hydriques du bassin de saules étant jugées invraisemblables, nous croyons qu'un problème est survenu dans la mesure des données (voir annexe 6). Pour des fins de discussion par rapport à la capacité d'évapotranspiration du bassin de saule, des données d'évapotranspiration provenant de la littérature seront donc utilisées.

4.4. DISCUSSION

4.4.1. Survie et résistance des plantes :

Toutes les boutures de saules plantées en 2012 ont survécu aux 3 années de traitement du lixiviat contaminé. Une meilleure croissance est observable en 2013 par rapport à 2012, mais cette tendance s'inverse en 2014. Ce phénomène peut être expliqué de plusieurs façons. Premièrement, les boutures ont été plantées très près les unes des autres et chacune occupe une superficie de moins de 0,5 m². Cette faible superficie peut entraîner de la compétition entre les individus, ce qui expliquerait une production de biomasse plus faible en 2014. Le recepage des plants annuellement a également un impact sur l'allocation des ressources des plants de saules. En effet, le recepage a pour effet d'augmenter le nombre de tiges produit pour chaque plant. Un nombre plus élevé de tige signifie que les plantes devront allouer leurs ressources de façon différente, ce qui explique qu'en 2014, on observe un nombre de tige plus élevé mais un diamètre et une hauteur de tige moyenne maximale plus faible. De plus, lors des étés 2013 et 2014, certains spécimens avaient probablement été affectés par des insectes ravageurs qui s'attaquent aux tiges des saules (Lindquist *et al.* 1997).

4.4.2. Capacité de bioaccumulation des plantes :

Comme le bassin de saules se situe à la fin de la chaîne de traitement, la concentration d'éléments traces, de chlorophénols, de dioxines et de furanes de

l'affluent est faible. Beaucoup d'auteurs ont déjà mis en lumière la relation existant entre la dose d'exposition des composés à l'étude et la capacité de bioaccumulation des plantes (Oleszczuk et Baran 2005). La faible concentration d'éléments traces et de composés phénoliques chlorés dans l'affluent permettrait d'expliquer pourquoi les plantes n'ont pas été en mesure de bioaccumuler des concentrations de contaminants dans leurs tissus supérieures aux limites de détection.

À l'inverse des éléments traces et des chlorophénols, des dioxines et furanes ont été détectés dans toutes les parties des plantes. Bien qu'aucune étude portant spécifiquement sur la bioaccumulation des PCDD/F par les saules en marais filtrants n'ait été trouvée, certaines études portant sur d'autres POPs peuvent servir de comparaison. Fan *et al.* (2009) ont déterminé que les saules étaient capables de bioaccumuler différents congénères de DL-PCB présents dans leur environnement. En effet, *Salix matsudana* a bioaccumulé entre 8 et 171 ng/kg MS de DL-PCB selon le composé analysé lorsqu'exposé à des concentrations se situant entre 0,57 et 168 ng/kg MS dans les sols. De plus, en évaluant la capacité des saules à bioaccumuler les HAP (hydrocarbure aromatique polycyclique), Oleszczuk et Baran (2005) ont déterminé que la concentration d'exposition a un impact sur la capacité de bioaccumulation des saules. Effectivement, une augmentation de la dose d'exposition résulte en une augmentation de la teneur trouvée dans les tissus. Cela permet d'expliquer la présence de dioxines plus fortement chlorés en plus grande quantité dans les tissus racinaires des saules. En effet, les composés les plus fortement chlorés sont présents dans l'affluent en plus grande concentration, ce qui explique leur présence élevée dans les racines des saules. Par contre, pour ce qui est des dioxines et furanes présents dans les parties aériennes des saules (feuilles et tiges), la présence de dioxine et furane pourrait provenir en partie de dépôt de particules. C'est ce que suggèrent les résultats présentés au chapitre 1, comparant la teneur en dioxines et

furanes des parties aériennes de *Phragmites australis australis* présent dans les marais pilote en comparaison avec un témoin (figure 3.3.). Les résultats présentant les teneurs des feuilles et des tiges en dioxines et furanes doivent donc être interprétés avec prudence.

4.4.3. Efficacité de traitement du bassin de saules :

Le rôle principal du bassin de saules est d'offrir un polissage du traitement de contaminants. En effet, en sortant des autres marais filtrants artificiels présents sur le site, l'effluent est encore contaminé et le bassin de saules a pour but d'augmenter la qualité de l'effluent en réduisant sa concentration en polluants. Le bassin de saules joue effectivement un rôle de polissage parce que la concentration de tous les contaminants présents est plus faible à la sortie qu'à l'entrée du bassin de saules. En effet, malgré la faible concentration de polluants présents dans l'affluent, les efficacités de traitement moyennes sont de 86, 59, 100, 100 et 83 % pour l'arsenic, le chrome, le cuivre, la somme des phénols chlorés et la somme des dioxines et furanes (TEQ) respectivement. Ces données sont comparables aux efficacités de traitement qui peuvent être retrouvées dans la littérature à des concentrations d'exposition similaires. En présence d'un affluent contenant 0,0016 mg/L d'arsenic, Sukumaran (2013) était en présence d'efficacités de traitement variant entre 31 et 87% selon l'espèce de plante choisie. Pour le chrome, Scholes *et al.* (1998) ont analysé la capacité de deux marais à traiter un effluent contenant 0,9 et 3,7 µg/L de chrome en moyenne et ils ont obtenu des efficacités de traitement de 51 et 43% respectivement. Lorsqu'exposé à un affluent contenant une concentration de 0,064 mg/L de cuivre, Yeh *et al.* (2009) ont obtenu des efficacités de traitement de 83% pour *Typha latifolia* et *Phragmites australis*. Dans une étude portant sur la décontamination d'un effluent contenant des POPs, Matamoros *et al.* (2007) ont déterminé qu'en injectant une

concentration de PCP se situant entre 0,1 et 100 mg/L, des efficacités de traitement de plus de 90% étaient observables.

De plus, la majorité des composés à l'étude mesurée dans l'effluent se retrouve sous les cibles de rejet déterminés par le ministère de l'environnement qui sont de 1mg/L pour l'arsenic le chrome et le cuivre et de 60 µg/L pour le PCP. Par contre, dans le cas des dioxines et furanes, les concentrations de l'affluent de quatre des huit campagnes d'échantillonnages considérées se retrouvent au dessus des cibles de rejet qui sont de 0,0031 pg/L TEQ. Néanmoins, une étude réalisée par Horstmann et McLachlan (1995) a permis de mettre en lumière la présence de dioxines et furanes dans l'eau de ruissellement urbain et dans l'eau domestique. En effet, ils ont effectué des analyses en dioxines et furanes dans la ville de Bayreuth en Bavière et ils ont obtenu des concentrations variant entre 1 et 11 pg/L TEQ pour le ruissellement au sol, inférieures à 1,7 pg/L TEQ pour le ruissellement des toits et variant entre 0,81 et 14 pg/L TEQ pour l'eau domestique. Cela signifie que malgré le fait que les dioxines et furanes présents dans l'effluent du bassin de saules soient présents en quantité supérieure à la cible de rejet, le bassin de saules a tout de même réussi à abaisser la concentration en dessous de valeurs trouvées dans l'eau de ruissellement urbain et dans l'eau usée domestique.

4.4.4. Capacité d'évapotranspiration du bassin de saules

Le bassin de saules est supposé avoir la capacité de réduire la quantité d'effluent en évapotranspirant un grand volume d'eau. Selon les études de Białowiec *et al.* (2007), les saules ont la capacité d'évapotranspirer de 1,28 à 5,12 fois plus d'eau qu'un système non planté. Dans une expérience visant à comparer la capacité d'évapotranspiration de plusieurs espèces de plantes dans l'état de New York (É-U) Pauliukonis et Schneider (2001) ont mesuré une évapotranspiration variant entre 10 et

25 mm d'eau par jour pour *Salix babylonica*. Lors de l'analyse de l'évapotranspiration de *Salix* spp. durant 2 saisons de croissance, Guidi *et al.* (2008) ont mesuré une évapotranspiration variant entre 3,47 à 6,65 mm par jour lors de la première année de suivi et variant entre 5,9 et 11,9 mm par jour lors de la deuxième année, dépendamment de l'apport en fertilisant. De plus, une étude effectuée sur l'écoulement de la sève de *Salix miyabeana* a révélé une transpiration variant entre 2 et 6 mm/d selon le mois et le cultivar à l'étude (Mirck et Volk 2009). Comme les données sur l'évapotranspiration des saules sont très variables et dépendent de beaucoup de facteurs tels que le cultivar utilisé, l'apport en nutriments ou le climat, les calculs de l'évapotranspiration du bassin de saules seront effectués à l'aide de valeurs d'évapotranspirations de référence de 5 et 25 mm par jour, ce qui représente la variabilité présente dans la littérature. Selon ces données d'évapotranspiration, le bassin de saule devrait être en mesure d'évapotranspirer entre 240 et 1200 L d'eau par jour. Cela représente un volume variant entre 43 200 et 216 000 L pour la durée d'opération des marais. Cette réduction du volume d'eau par évapotranspiration peut avoir un impact important sur les efficacités de traitement du bassin de saules. En effet, si on considère qu'un affluent moyen de 2000 L par jour entre dans le bassin de saules, l'évapotranspiration serait responsable d'une réduction du volume à la sortie variant entre 12 et 60%. La réduction du volume d'eau à la sortie entraîne une concentration de l'effluent, donc une sous estimation de l'efficacité de traitement comme le présente le tableau 4.IV.

Tableau 4.IV. Comparaison des efficacités de traitement (%) basées sur les concentrations avec les efficacités de traitement par bilan de masse en supposant une évapotranspiration de 5 mm/d ou 25mm/d.

	Efficacité de traitement basée sur les concentrations	Efficacité de traitement par bilan de masse (évapotranspiration de 5 mm)	Efficacité de traitement par bilan de masse (évapotranspiration de 25 mm)
Arsenic	85 ±17	82	92
Chrome	59±12	70	86
Cuivre	100±0	100	100
somme des chlorophénols	100±0	100	100
somme des PCDD/F	85±18	87	94

Actuellement, le bassin de saules a été conçu afin d'offrir un traitement de polissage suite aux marais pilotes. Par contre, une autre alternative intéressante pour l'utilisation d'un bassin de saule est de le dimensionner de façon à ce qu'il n'y ait plus d'effluent qui sorte du système. Cette technique assure qu'il n'y aura pas de rejet d'effluent contaminé dans l'environnement. Pour le présent site expérimental, le calcul suivant a été effectué afin de déterminer quelle serait la taille nécessaire pour obtenir ce rejet zéro :

$$\text{Volume affluent moyen} / (\text{Volume évapotranspiré/m}^2 - \text{volume de pluie/m}^2)$$

Dans le présent calcul, les variations, dues aux effets de bordures du bassin, n'ont pas été prises en considérations. Les données conservées sont les données d'évapotranspiration et le volume de pluie journalier moyen. Comme des données

moyennes sont utilisées pour ce calcul, l'entrée d'un grand volume d'eau, due par exemple à de fortes précipitations, entraînerait une sortie d'eau du bassin qui pourrait être fortement concentrée. La présence d'un réservoir en cas de fortes pluies est donc conseillée. La recirculation de l'effluent du bassin est une autre alternative qui permettrait la gestion d'un effluent due à une forte pluie. Pour le système à l'étude, en utilisant 15 mm/d d'évapotranspiration par les saules et 2,74 mm/d de pluie (calculé à partir des données d'environnement Canada basé sur les normales de précipitations entre 1971 et 2000) ainsi qu'un affluent moyen de 2000 L par jour, on obtient le calcul suivant :

$$2000 / (15-2,74) = 163 \text{ m}^2 \text{ de surface}$$

Cela signifie que pour évapotranspirer un total de 2000L par jour, le bassin de saules devrait avoir une superficie d'environ 163 m² de surface.

4.5. CONCLUSION

Le bassin de saules va effectivement avoir un effet sur la quantité et la qualité de l'effluent quittant le système. Il permet le polissage du traitement effectué par les autres unités présentes sur le site en réduisant la concentration de polluants présents dans l'effluent en comparaison avec la concentration de l'affluent. Il permet de réduire la concentration de tous les polluants sous les cibles de rejet fixé par le ministère à l'exception des dioxines et furanes. Néanmoins, les concentrations en dioxines et furanes mesurées à la sortie du bassin de saules restent faibles et même inférieures aux concentrations qui ont été mesurées dans l'eau de ruissellement urbain et dans l'eau usée domestique. De plus, bien que sa capacité d'évapotranspiration n'ait pas été directement mesurée, il est possible d'affirmer, grâce à la littérature, que le bassin de saules permet d'évapotranspirer un volume d'eau important, réduisant la quantité d'eau sortant du système. Cette réduction du volume d'eau évapotranspirée peut devenir un paramètre clé dans le traitement des dioxines et furanes en permettant d'avoir un volume de rejet nul ou faible pendant une partie de l'été. Finalement, le traitement et la rétention des contaminants ainsi que la capacité d'évapotranspiration des plantes dépendent de la croissance optimale des plantes. Cela implique un suivi des paramètres vitaux des saules et un suivi de l'envahissement par les insectes.

CONCLUSION GÉNÉRALE

Le rôle des plantes dans le traitement d'un lixiviat contaminé aux agents de préservation du bois a été évalué. Pour ce faire, la capacité de résistance et de bioaccumulation de quatre espèces de macrophytes (*Phragmites australis australis*, *Phragmites australis americanus*, *Phalaris arundinacea* et *Typha angustifolia*) a été testée en fonction de la concentration d'exposition. Le suivi des quatre espèces de macrophytes, plantées en monocultures dans des marais filtrants de taille pilote, a permis de comparer leur efficacité de traitement. Le suivi de l'affluent et de l'effluent d'un bassin de saule situé en fin de chaîne de traitement a également permis d'observer l'effet d'un marais filtrant planté de saules (*Salix miyabeana* SX67) sur l'effluent du système.

Les quatre espèces de macrophytes choisies ont été en mesure de se développer normalement lorsqu'exposées aux trois concentrations d'eau contaminée testées dans l'expérience en pots. De plus, les quatre espèces ont été en mesure de bioaccumuler de l'arsenic et des chlorophénols dans leurs racines selon une relation dose-réponse. Dans les marais pilotes, les plantes ont également été en mesure de bien se développer. À la fin de la deuxième année de traitement, toutes les espèces de macrophytes ont produit des inflorescences, montrant qu'elles sont devenues des populations matures. Peu de bioaccumulation a été observé dans les quatre marais, montrant que la phytoextraction n'est pas le processus d'enlèvement dominant dans les marais. Néanmoins, les efficacités de traitement des quatre marais pour tous les polluants à l'étude sont très élevées. Ces efficacités de traitement sont probablement sous-estimées en raison de l'évapotranspiration des plantes des marais. Le bassin de saule a également d'importantes efficacités de traitement, qui permettent d'atteindre les cibles de rejets pour tous les composés sauf les dioxines et furanes. Par contre, les

concentrations de dioxines et furanes sortant du système restent très faibles. La grande capacité d'évapotranspiration des saules réduit le volume d'eau sortant du système.

Les résultats de l'expérience en pots sont encourageants quant à l'utilisation de macrophytes aquatiques pour le traitement d'un lixiviat contaminé aux agents de préservation du bois. Ils suggèrent même qu'une augmentation de la dose d'exposition pourrait résulter en une augmentation de la bioaccumulation par les plantes. Il pourrait être intéressant de tester jusqu'à quelle concentration d'exposition cette relation dose-réponse est observable. D'un même coup, il pourrait être pertinent de regarder à partir de quelle concentration les symptômes de toxicité commencent à apparaître et quel est l'effet d'une modification de la proportion relative d'éléments traces et de polluants organiques sur les plantes. De plus, comme les micro-organismes ont un rôle important à jouer en marais filtrant, il pourrait être pertinent de voir l'effet conjoint de la concentration d'exposition et de l'espèce de plante sur la microflore associée aux racines.

Le développement des macrophytes dans les marais pilotes supportent les résultats obtenus dans l'expérience en pots, faisant des espèces de macrophytes choisies de bonnes candidates pour le développement d'un système de taille réel. En effet, les systèmes plantés des quatre espèces ont montré de grandes efficacités de traitement pour tous les polluants à l'étude. De plus, les quatre espèces produisent des réseaux racinaires bien développés, adéquats pour l'adsorption de contaminants, le relargage d'oxygène et d'exsudats racinaires et pour le développement de micro-organismes. Afin de valider que les quatre espèces de plantes choisies ont la capacité de traiter de tels contaminants indépendamment de la taille du système utilisé, des expériences, portant sur l'utilisation de marais filtrants de plus grande taille, devraient être effectuées. De plus, il est également recommandé de continuer le suivi des

marais pilotes actuels afin de voir les modifications qui pourraient s'opérer dans les marais au fil du temps.

La présence d'un bassin de saules, situé en fin de traitement, contribue grandement au polissage du traitement des contaminants à l'étude. Il est nécessaire à l'abattement des contaminants en dessous des cibles de rejet gouvernementales. De plus, sa capacité d'évapotranspiration permet de grandement réduire le volume de l'effluent sortant du système. Sa présence à la fin de la chaîne de traitement est donc recommandée. De plus, il pourrait également être recommandé de dimensionner le bassin de saules de façon à ce que toute l'eau qui entre dans le système soit évapotranspirée. Le suivi de l'état de santé des plantes est également nécessaire afin de s'assurer que les plantes jouent leur rôle de façon optimale.

Finalement, le traitement d'un lixiviat contaminé aux agents de préservation du bois par marais filtrants est une alternative intéressante aux autres méthodes couramment utilisées. Les marais filtrants sont des systèmes extensifs et efficaces qui permettent de traiter adéquatement les polluants à l'étude. L'optimisation des marais filtrants est un paramètre important pour augmenter leurs efficacités de traitement. Cette optimisation passe par la sélection des plantes qui devraient être utilisées en marais filtrants. Elle passe également par le choix d'une étape de polissage du traitement. L'utilisation des données présentées dans le présent mémoire, conjointement aux autres données disponibles sur le traitement d'un effluent contaminé aux agents de préservation du bois pourra permettre de choisir d'utiliser un système de marais filtrant seul, d'utiliser plusieurs marais filtrant combinés ou de les utiliser conjointement à d'autres méthodes de traitement afin d'obtenir des efficacités de traitement optimales.

RÉFÉRENCES

- Abedin, M. J., Feldmann, J. et Meharg, A. A. (2002), *Uptake Kinetics of Arsenic Species in Rice Plants*, *Plant Physiology*, 128 (3): 1120-1128.
- Adriaens, P., Fu, Q. et Grbic-Galic, D. (1995), *Bioavailability and Transformation of Highly Chlorinated Dibenzo-P-Dioxins and Dibenzofurans in Anaerobic Soils and Sediments*, *Environmental science & technology*, 29 (9): 2252-2260.
- Alkorta, I. et Garbisu, C. (2001), *Phytoremediation of Organic Contaminants in Soils*, *Bioresource Technology*, 79 (3): 273-276.
- Allen, H. E., Hall, R. H. et Brisbin, T. D. (1980), *Metal Speciation. Effects on Aquatic Toxicity*, *Journal Name: Environ. Sci. Technol.; (United States); Journal Volume: 14:4, Medium: X; Size: Pages: 441-444.*
- Andreae, M. O. (1979), *Arsenic Speciation in Seawater and Interstitial Waters: The Influence of Biological-Chemical Interactions on the Chemistry of a Trace Element*, *Journal Name: Limnol. Oceanogr.; (United States); Journal Volume: 24:3, Medium: X; Size: Pages: 440-452.*
- Annachhatre, A. P. et Gheewala, S. H. (1996), *Biodegradation of Chlorinated Phenolic Compounds*, *Biotechnology Advances*, 14 (1): 35-56.
- Arcand, Y., Hawari, J. et Guiot, S. R. (1995), *Solubility of Pentachlorophenol in Aqueous Solutions: The Ph Effect*, *Water Research*, 29 (1): 131-136.
- Babu, T. S., Marder, J. B., Tripuranthakam, S., Dixon, D. G. et Greenberg, B. M. (2001), *Synergistic Effects of a Photooxidized Polycyclic Aromatic Hydrocarbon and Copper on Photosynthesis and Plant Growth: Evidence That in Vivo Formation of Reactive Oxygen Species Is a Mechanism of Copper Toxicity*, *Environmental Toxicology and Chemistry*, 20 (6): 1351-1358.
- Badea, S.-L. (2013), *Association of Hydrophobic Organic Compounds to Organic Material in the Soil System*,
- Balasoïu, C. F., Zagury, G. J. et Deschênes, L. (2001), *Partitioning and Speciation of Chromium, Copper, and Arsenic in Cca-Contaminated Soils: Influence of Soil Composition*, *Science of The Total Environment*, 280 (1-3): 239-255.
- Barkovskii, A. L. et Adriaens, P. (1996), *Microbial Dechlorination of Historically Present and Freshly Spiked Chlorinated Dioxins and Diversity of Dioxin-Dechlorinating Populations*, *Applied and environmental microbiology*, 62 (12): 4556-4562.
- Batty, L. C. et Dolan, C. (2013), *The Potential Use of Phytoremediation for Sites with Mixed Organic and Inorganic Contamination*, *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 43 (3): 217-259.
- Bestetti, G., Galli, E., Leoni, B., Pelizzoni, F. et Sello, G. (1992), *Regioselective Hydroxylation of Chlorobenzene and Chlorophenols by a Pseudomonas Putida*, *Applied microbiology and biotechnology*, 37 (2): 260-263.
- Bhattacharya, P., Welch, A. H., Stollenwerk, K. G., Mclaughlin, M. J., Bundschuh, J. et Panullah, G. (2007), *Arsenic in the Environment: Biology and Chemistry*, *Science of The Total Environment*, 379 (2-3): 109-120.

Białowiec, A., Wojnowska-Baryła, I. et Agopsowicz, M. (2007), *The Efficiency of Evapotranspiration of Landfill Leachate in the Soil-Plant System with Willow Salix Amygdalina L*, *Ecological Engineering*, 30 (4): 356-361.

Biswas, D. K., Scannell, G., Akhmetov, N., Fitzpatrick, D. et Jansen, M. A. (2010), *2, 4, 6-Trichlorophenol Mediated Increases in Extracellular Peroxidase Activity in Three Species of Lemnaceae*, *Aquatic Toxicology*, 100 (3): 289-294.

Brisson, J. et Chazarenc, F. (2009), *Maximizing Pollutant Removal in Constructed Wetlands: Should We Pay More Attention to Macrophyte Species Selection?*, *Science of the Total Environment*, 407 (13): 3923-3930.

Brix, H. (1994), *Use of Constructed Wetlands in Water Pollution Control: Historical Development, Present Status, and Future Perspectives*, *Water Science and Technology*, 30 (8): 209-224.

Brun, L. A., Maillet, J., Hinsinger, P. et Pépin, M. (2001), *Evaluation of Copper Availability to Plants in Copper-Contaminated Vineyard Soils*, *Environmental Pollution*, 111 (2): 293-302.

Burba, G. G., Verma, S. B. et Kim, J. (1999), *Surface Energy Fluxes of Phragmites Australis in a Prairie Wetland*, *Agricultural and Forest Meteorology*, 94 (1): 31-51.

Campanella, B. et Paul, R. (2000), *Presence, in the Rhizosphere and Leaf Extracts of Zucchini (Cucurbita Pepo L.) and Melon (Cucumis Melo L.), of Molecules Capable of Increasing the Apparent Aqueous Solubility of Hydrophobic Pollutants*, *International Journal of Phytoremediation*, 2 (2): 145-158.

Campanella, B., Bock, C. et Schröder, P. (2002), *Phytoremediation to Increase the Degradation of Pcb's and Pcd's/Fs*, *Environmental Science and Pollution Research*, 9 (1): 73-85.

Carbonell, A. A., Aarabi, M. A., Delaune, R. D., Gambrell, R. P. et Patrick Jr, W. H. (1998), *Arsenic in Wetland Vegetation: Availability, Phytotoxicity, Uptake and Effects on Plant Growth and Nutrition*, *Science of The Total Environment*, 217 (3): 189-199.

Ceaeq (2010), *Catalogue Des Matériaux De Reference*, Québec, 17

Ceaeq (2011), *Détermination Des Dibenzo-Para-Dioxines Polychlorés Et Dibenzofuranes Polychlorés : Dosage Par Chromatographie En Phase Gazeuse Couplé À Un Spectromètre De Masse, Ma. 400 - D.F. 1.1*, Québec, 33

Ceaeq (2013), *Détermination Des Composés Phénoliques : Dosage Par Chromatographie En Phase Gazeuse Couplée À Un Spectromètre De Masse Après Dérivation Avec L'anhydride Acétique. Ma. 400 - Phé 1.0, Rév. 3*, Québec, 20

Ceaeq (2014), *Détermination Des Métaux : Méthode Par Spectrométrie De Masse À Source Ionisante Au Plasma D'argon. Ma. 200 - Mét 1.2, Rév. 5*, Québec, 36

Cheng, S., Grosse, W., Karrenbrock, F. et Thoennesen, M. (2002), *Efficiency of Constructed Wetlands in Decontamination of Water Polluted by Heavy Metals*, *Ecological Engineering*, 18 (3): 317-325.

Crosby, D. G. B., K. I.; Greve, P. A.; Korte, F.; Still, G. G.; Vonk, J. W. (1981), *Environmental Chemistry of Pentachlorophenol*, pure and application chemistry, 53 29.

Czaplicka, M. (2004), *Sources and Transformations of Chlorophenols in the Natural Environment*, *Science of the Total Environment*, 322 (1): 21-39.

Dong, J., Wu, F., Huang, R. et Zang, G. (2007), *A Chromium-Tolerant Plant Growing in Cr-Contaminated Land*, *International Journal of Phytoremediation*, 9 (3): 167-179.

Dordio, A. V. et Carvalho, A. J. P. (2013), *Organic Xenobiotics Removal in Constructed Wetlands, with Emphasis on the Importance of the Support Matrix*, Journal of Hazardous materials, 252 272-292.

Dushenko, W., Bright, D. et Reimer, K. (1995), *Arsenic Bioaccumulation and Toxicity in Aquatic Macrophytes Exposed to Gold-Mine Effluent: Relationships with Environmental Partitioning, Metal Uptake and Nutrients*, Aquatic botany, 50 (2): 141-158.

Edgehill, R. U. et Finn, R. K. (1983), *Microbial Treatment of Soil to Remove Pentachlorophenol*, Applied and Environmental Microbiology, 45 (3): 1122-1125.

Ernst, W. H. O. (1996), *Bioavailability of Heavy Metals and Decontamination of Soils by Plants*, Applied Geochemistry, 11 (1-2): 163-167.

Fan, G., Cui, Z. et Liu, J. (2009), *Interspecies Variability of Dioxin-Like Pcb's Accumulation in Five Plants from the Modern Yellow River Delta*, Journal of hazardous materials, 163 (2): 967-972.

Fang, L., Zheng, M., Xiao, K. et Yang, Y. (2008), *Tissue-Dependent Distribution and Bioaccumulation of Polychlorinated Dibenzo-P-Dioxins and Dibenzofurans in Vegetation Samples Collected from Dongting Lake, China*, Environmental Toxicology and Chemistry, 27 (1): 49-56.

Ferro, A. M., Sims, R. C. et Bugbee, B. (1994), *Hycrest Crested Wheatgrass Accelerates the Degradation of Pentachlorophenol in Soil*, J. Environ. Qual., 23 (2): 272-279.

Field, J. et Sierra-Alvarez, R. (2007), *Biodegradability of Chlorinated Aromatic Compounds*, Science dossiers of EuroChlor,

Field, J. A. et Sierra-Alvarez, R. (2008), *Microbial Degradation of Chlorinated Dioxins*, Chemosphere, 71 (6): 1005-1018.

Fitz, W. J. et Wenzel, W. W. (2002), *Arsenic Transformations in the Soil-Rhizosphere-Plant System: Fundamentals and Potential Application to Phytoremediation*, Journal of Biotechnology, 99 (3): 259-278.

Frankki, S., Persson, Y., Öberg, L., Skyllberg, U. et Tysklind, M. (2007), *Mobility of Chloroaromatic Compounds in Soil: Case Studies of Swedish Chlorophenol-Contaminated Sawmill Sites*, AMBIO: A Journal of the Human Environment, 36 (6): 452-457.

Gardea-Torresdey, J., De La Rosa, G., Peralta-Videa, J., Montes, M., Cruz-Jimenez, G. et Cano-Aguilera, I. (2005), *Differential Uptake and Transport of Trivalent and Hexavalent Chromium by Tumbleweed (Salsola Kali)*, Archives of environmental contamination and toxicology, 48 (2): 225-232.

Ge, Y., Murray, P. et Hendershot, W. H. (2000), *Trace Metal Speciation and Bioavailability in Urban Soils*, Environmental Pollution, 107 (1): 137-144.

Ghosh, M. et Singh, S. (2005), *A Review on Phytoremediation of Heavy Metals and Utilization of It's by Products*, Asian J Energy Environ, 6 (4): 18.

Gómez, V. et Callao, M. P. (2006), *Chromium Determination and Speciation since 2000*, TrAC Trends in Analytical Chemistry, 25 (10): 1006-1015.

Govers, H. a. J. et Krop, H. B. (1998), *Partition Constants of Chlorinated Dibenzofurans and Dibenzo-P-Dioxins*, Chemosphere, 37 (9-12): 2139-2152.

Guidi, W., Piccioni, E. et Bonari, E. (2008), *Evapotranspiration and Crop Coefficient of Poplar and Willow Short-Rotation Coppice Used as Vegetation Filter*, Bioresource Technology, 99 (11): 4832-4840.

- Guimaraes, F. P., Aguiar, R., Oliveira, J. A., Silva, J. a. A. et Karam, D. (2012), *Potential of Macrophyte for Removing Arsenic from Aqueous Solution*, *Planta Daninha*, 30 683-696.
- Hadad, H. R., Maine, M. A. et Bonetto, C. A. (2006), *Macrophyte Growth in a Pilot-Scale Constructed Wetland for Industrial Wastewater Treatment*, *Chemosphere*, 63 (10): 1744-1753.
- Haider, K., Jagnow, G., Kohnen, R. et Lim, S. U. (1974), *Degradation of Chlorinated Benzenes Phenols and Cyclo Hexane Derivatives by Benzene Utilizing and Phenol Utilizing Soil Bacteria under Aerobic Conditions*, *Archives of Microbiology*, 96 (3): 183-200.
- Halden, R. U. et Dwyer, D. F. (1997), *Biodegradation of Dioxin-Related Compounds: A Review*, *Bioremediation Journal*, 1 (1): 11-25.
- Hanano, A., Almously, I. et Shaban, M. (2013), *Phytotoxicity Effects and Biological Responses of Arabidopsis Thaliana to 2, 3, 7, 8-Tetrachlorinated Dibenzop-Dioxin Exposure*, *Chemosphere*,
- Harvey, P. J., Campanella, B. F., Castro, P. M., Harms, H., Lichtfouse, E., Schäffner, A. R., Smrcek, S. et Werck-Reichhart, D. (2002), *Phytoremediation of Polyaromatic Hydrocarbons, Anilines and Phenols*, *Environmental Science and Pollution Research*, 9 (1): 29-47.
- Hashim, M. A., Mukhopadhyay, S., Sahu, J. N. et Sengupta, B. (2011), *Remediation Technologies for Heavy Metal Contaminated Groundwater*, *Journal of Environmental Management*, 92 (10): 2355-2388.
- Hingston, J. A., Collins, C. D., Murphy, R. J. et Lester, J. N. (2001), *Leaching of Chromated Copper Arsenate Wood Preservatives: A Review*, *Environmental Pollution*, 111 (1): 53-66.
- Horstmann, M. et Mclachlan, M. S. (1995), *Concentrations of Polychlorinated Dibenzop-Dioxins (Pcdd) and Dibenzofurans (Pcdf) in Urban Runoff and Household Wastewaters*, *Chemosphere*, 31 (3): 2887-2896.
- Huelster, A., Mueller, J. F. et Marschner, H. (1994), *Soil-Plant Transfer of Polychlorinated Dibenzop-Dioxins and Dibenzofurans to Vegetables of the Cucumber Family (Cucurbitaceae)*, *Environmental Science & Technology*, 28 (6): 1110-1115.
- Imfeld, G., Braeckevelt, M., Kusch, P. et Richnow, H. H. (2009), *Monitoring and Assessing Processes of Organic Chemicals Removal in Constructed Wetlands*, *Chemosphere*, 74 (3): 349-362.
- Jones, K. C. et De Voogt, P. (1999), *Persistent Organic Pollutants (Pops): State of the Science*, *Environmental Pollution*, 100 (1): 209-221.
- Joshi, D. K. et Gold, M. H. (1994), *Oxidation of Dibenzop-Dioxin by Lignin Peroxidase from the Basidiomycete Phanerochaete Chrysosporium*, *Biochemistry*, 33 (36): 10969-10976.
- Jou, J.-J., Chung, J.-C., Weng, Y.-M., Liaw, S.-L. et Wang, M. K. (2007), *Identification of Dioxin and Dioxin-Like Polychlorobiphenyls in Plant Tissues and Contaminated Soils*, *Journal of Hazardous Materials*, 149 (1): 174-179.
- Kadlec, R. H. et Wallace, S. (2008), *Treatment Wetlands*,
- Kamath, R., Rentz, J. A., Schnoor, J. L. et Alvarez, P. J. J. (2004), *Chapter 16 Phytoremediation of Hydrocarbon-Contaminated Soils: Principles and Applications*, Volume 151: 447-478
- Kao, C., Chen, S., Liu, J. et Wu, M. (2001), *Evaluation of Tcdd Biodegradability under Different Redox Conditions*, *Chemosphere*, 44 (6): 1447-1454.
- Khan, F. I., Husain, T. et Hejazi, R. (2004), *An Overview and Analysis of Site Remediation Technologies*, *Journal of Environmental Management*, 71 (2): 95-122.

Khan, S., Ahmad, I., Shah, M. T., Rehman, S. et Khaliq, A. (2009), *Use of Constructed Wetland for the Removal of Heavy Metals from Industrial Wastewater*, Journal of Environmental Management, 90 (11): 3451-3457.

Kotaś, J. et Stasicka, Z. (2000), *Chromium Occurrence in the Environment and Methods of Its Speciation*, Environmental Pollution, 107 (3): 263-283.

Kulkarni, P. S., Crespo, J. G. et Afonso, C. A. (2008), *Dioxins Sources and Current Remediation Technologies—a Review*, Environment international, 34 (1): 139-153.

Kuzovkina, Y. A. et Quigley, M. F. (2005), *Willows Beyond Wetlands: Uses of Salix L. Species for Environmental Projects*, Water, Air, and Soil Pollution, 162 (1-4): 183-204.

Lamar, R. T., Evans, J. W. et Glaser, J. A. (1993), *Solid-Phase Treatment of a Pentachlorophenol-Contaminated Soil Using Lignin-Degrading Fungi*, Environmental Science & Technology, 27 (12): 2566-2571.

Li, H., Ye, Z., Wei, Z. et Wong, M. (2011), *Root Porosity and Radial Oxygen Loss Related to Arsenic Tolerance and Uptake in Wetland Plants*, Environmental Pollution, 159 (1): 30-37.

Lidon, F. C. et Henriques, F. S. (1993), *Effects of Copper Toxicity on Growth and the Uptake and Translocation of Metals in Rice Plants*, Journal of Plant Nutrition, 16 (8): 1449-1464.

Lin, Q., Wang, Z., Ma, S. et Chen, Y. (2006), *Evaluation of Dissipation Mechanisms by Lolium Perenne L. and Raphanus Sativus for Pentachlorophenol (Pcp) in Copper Co-Contaminated Soil*, Science of The Total Environment, 368 (2-3): 814-822.

Lindquist, O., Rose, A. H. et Nystrom, K. (1997), *Insectes Des Feuillus De L'est Du Canada*, 29:

Liu, X., Zhang, S., Shan, X. et Zhu, Y.-G. (2005), *Toxicity of Arsenate and Arsenite on Germination, Seedling Growth and Amylolytic Activity of Wheat*, Chemosphere, 61 (2): 293-301.

Lizama A, K., Fletcher, T. D. et Sun, G. (2011), *Removal Processes for Arsenic in Constructed Wetlands*, Chemosphere, 84 (8): 1032-1043.

Mackie, K. A., Müller, T. et Kandeler, E. (2012), *Remediation of Copper in Vineyards - a Mini Review*, Environmental Pollution, 167 (0): 16-26.

Maine, M. A., Suñe, N., Hadad, H., Sánchez, G. et Bonetto, C. (2009), *Influence of Vegetation on the Removal of Heavy Metals and Nutrients in a Constructed Wetland*, Journal of Environmental Management, 90 (1): 355-363.

Marchand, L., Mench, M., Jacob, D. et Otte, M. (2010), *Metal and Metalloid Removal in Constructed Wetlands, with Emphasis on the Importance of Plants and Standardized Measurements: A Review*, Environmental pollution, 158 (12): 3447-3461.

Matamoros, V., Puigagut, J., García, J. et Bayona, J. M. (2007), *Behavior of Selected Priority Organic Pollutants in Horizontal Subsurface Flow Constructed Wetlands: A Preliminary Screening*, Chemosphere, 69 (9): 1374-1380.

Mays, P. A. et Edwards, G. S. (2001), *Comparison of Heavy Metal Accumulation in a Natural Wetland and Constructed Wetlands Receiving Acid Mine Drainage*, Ecological Engineering, 16 (4): 487-500.

Mccrady, J. K. (1994), *Vapor-Phase 2,3,7,8-Tcdd Sorption to Plant Foliage – a Species Comparison*, Chemosphere, 28 (1): 207-216.

Mei, X. Q., Ye, Z. H. et Wong, M. H. (2009), *The Relationship of Root Porosity and Radial Oxygen Loss on Arsenic Tolerance and Uptake in Rice Grains and Straw*, Environmental Pollution, 157 (8-9): 2550-2557.

- Mench, M. et Martin, E. (1991), *Mobilization of Cadmium and Other Metals from Two Soils by Root Exudates of Zea Mays L., Nicotiana Tabacum L. And Nicotiana Rustica L*, Plant and Soil, 132 (2): 187-196.
- Mikesell, M. D. et Boyd, S. A. (1986), *Complete Reductive Dechlorination and Mineralization of Pentachlorophenol by Anaerobic Microorganisms*, Applied and Environmental Microbiology, 52 (4): 861-865.
- Milani, M. et Toscano, A. (2013), *Evapotranspiration from Pilot-Scale Constructed Wetlands Planted with Phragmites Australis in a Mediterranean Environment*, Journal of Environmental Science and Health, Part A, 48 (5): 568-580.
- Miller, E. K. et Dyer, W. E. (2002), *Phytoremediation of Pentachlorophenol in the Crested Wheatgrass (Agropyron Cristatum × Desertorum) Rhizosphere*, International Journal of Phytoremediation, 4 (3): 223-238.
- Mills, T., Arnold, B., Sivakumaran, S., Northcott, G., Vogeler, I., Robinson, B., Norling, C. et Leonil, D. (2006), *Phytoremediation and Long-Term Site Management of Soil Contaminated with Pentachlorophenol (Pcp) and Heavy Metals*, Journal of Environmental Management, 79 (3): 232-241.
- Mirck, J. et Volk, T. A. (2009), *Seasonal Sap Flow of Four Salix Varieties Growing on the Solvay Wastebeds in Syracuse, Ny, USA*, International Journal of Phytoremediation, 12 (1): 1-23.
- Mocquot, B., Vangronsveld, J., Clijsters, H. et Mench, M. (1996), *Copper Toxicity in Young Maize (Zea Mays L.) Plants: Effects on Growth, Mineral and Chlorophyll Contents, and Enzyme Activities*, Plant and Soil, 182 (2): 287-300.
- Mori, T. et Kondo, R. (2002), *Degradation of 2, 7-Dichlorodibenzo-P-Dioxin by Wood-Rotting Fungi, Screened by Dioxin Degrading Ability*, FEMS microbiology letters, 213 (1): 127-131.
- Mozdzer, T. J., Brisson, J. et Hazelton, E. L. (2013), *Physiological Ecology and Functional Traits of North American Native and Eurasian Introduced Phragmites Australis Lineages*, AoB Plants, plt048.
- Mulligan, C. N., Yong, R. N. et Gibbs, B. F. (2001), *Remediation Technologies for Metal-Contaminated Soils and Groundwater: An Evaluation*, Engineering Geology, 60 (1-4): 193-207.
- Nojiri, H. et Omori, T. (2002), *Molecular Bases of Aerobic Bacterial Degradation of Dioxins: Involvement of Angular Dioxygenation*, Bioscience, biotechnology, and biochemistry, 66 (10): 2001-2016.
- Oleszczuk, P. et Baran, S. (2005), *Polycyclic Aromatic Hydrocarbons Content in Shoots and Leaves of Willow (Salix Viminalis) Cultivated on the Sewage Sludge-Amended Soil*, Water, Air, and Soil Pollution, 168 (1-4): 91-111.
- Palmroth, M. R. T., Koskinen, P. E. P., Kaksonen, A. H., Münster, U., Pichtel, J. et Puhakka, J. A. (2007), *Metabolic and Phylogenetic Analysis of Microbial Communities During Phytoremediation of Soil Contaminated with Weathered Hydrocarbons and Heavy Metals*, Biodegradation, 18 (6): 769-782.
- Pascal-Lorber, S., Rathahao, E., Cravedi, J.-P. et Laurent, F. (2004), *Metabolic Fate of [¹⁴C]-2, 4-Dichlorophenol in Macrophytes*, Chemosphere, 56 (3): 275-284.
- Pauliukonis, N. et Schneider, R. (2001), *Temporal Patterns in Evapotranspiration from Lysimeters with Three Common Wetland Plant Species in the Eastern United States*, Aquatic Botany, 71 (1): 35-46.

Pilon-Smits, E. (2005), *Phytoremediation*, Annu. Rev. Plant Biol., 56 15-39.

Pivetz (2001), *Phytoremediation of Contaminated Soil and Ground Water at Hazardous Waste Sites, USA*,

Price, J. S. (1994), *Evapotranspiration from a Lakeshore Typha Marsh on Lake Ontario*, Aquatic Botany, 48 (3-4): 261-272.

Rahman, K. Z., Wiessner, A., Kuschk, P., Van Afferden, M., Mattusch, J. et Müller, R. A. (2011), *Fate and Distribution of Arsenic in Laboratory-Scale Subsurface Horizontal-Flow Constructed Wetlands Treating an Artificial Wastewater*, Ecological Engineering, 37 (8): 1214-1224.

Rahman, M. A. et Hasegawa, H. (2011), *Aquatic Arsenic: Phytoremediation Using Floating Macrophytes*, Chemosphere, 83 (5): 633-646.

Reichman, S. (2002), *The Responses of Plants to Metal Toxicity: A Review Focusing on Copper, Manganese & Zinc*,

Roy, S. et Hänninen, O. (1994), *Pentachlorophenol: Uptake/Elimination Kinetics and Metabolism in an Aquatic Plant, Eichhornia Crassipes*, Environmental Toxicology and Chemistry, 13 (5): 763-773.

Ryan, P., Delhaize, E. et Jones, D. (2001), *Function and Mechanism of Organic Anion Exudation from Plant Roots*, Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology, 52 (1): 527-560.

Salt, D. E., Blaylock, M., Kumar, N. P., Dushenkov, V., Ensley, B. D., Chet, I. et Raskin, I. (1995), *Phytoremediation: A Novel Strategy for the Removal of Toxic Metals from the Environment Using Plants*, Nature Biotechnology, 13 (5): 468-474.

Salt, D. E., Smith, R. D. et Raskin, I. (1998), *Phytoremediation*, Annual review of plant physiology and plant molecular biology, 49 643-668.

Sandrin, T. R. et Hoffman, D. R. (2007), *Bioremediation of Organic and Metal Co-Contaminated Environments: Effects of Metal Toxicity, Speciation, and Bioavailability on Biodegradation*, 1-34

Schilling, K. E. et Kiniry, J. R. (2007), *Estimation of Evapotranspiration by Reed Canarygrass Using Field Observations and Model Simulations*, Journal of Hydrology, 337 (3-4): 356-363.

Scholes, L., Shutes, R. B. E., Revitt, D. M., Forshaw, M. et Purchase, D. (1998), *The Treatment of Metals in Urban Runoff by Constructed Wetlands*, Science of The Total Environment, 214 (1-3): 211-219.

Schroll, R. et Scheunert, I. (1993), *Uptake Pathways of Octachlorodibenzo-P-Dioxin from Soil by Carrots*, Chemosphere, 26 (9): 1631-1640.

Shah, F., Ahmad, N., Masood, K., Peralta-Videa, J. et Ahmad, F. (2010), *Heavy Metal Toxicity in Plants*, 71-97

Shanker, A. K., Cervantes, C., Loza-Tavera, H. et Avudainayagam, S. (2005), *Chromium Toxicity in Plants*, Environment International, 31 (5): 739-753.

Siciliano, S. et Germida, J. (1998), *Mechanisms of Phytoremediation: Biochemical and Ecological Interactions between Plants and Bacteria*, Environmental reviews, 6 (1): 65-79.

Srivastava, S., Mishra, S., Tripathi, R., Dwivedi, S., Trivedi, P. et Tandon, P. (2007), *Phytochelatin and Antioxidant Systems Respond Differentially During Arsenite and Arsenate Stress in Hydrilla Verticillata (Lf) Royle*, Environmental science & technology, 41 (8): 2930-2936.

Stottmeister, U., Wießner, A., Kusch, P., Kappelmeyer, U., Kästner, M., Bederski, O., Müller, R. A. et Moormann, H. (2003), *Effects of Plants and Microorganisms in Constructed Wetlands for Wastewater Treatment*, *Biotechnology Advances*, 22 (1-2): 93-117.

Su, Y.-H. et Zhu, Y.-G. (2006), *Bioconcentration of Atrazine and Chlorophenols into Roots and Shoots of Rice Seedlings*, *Environmental Pollution*, 139 (1): 32-39.

Sukumaran, D. (2013), *Phytoremediation of Heavy Metals from Industrial Effluent Using Constructed Wetland Technology*, *Nature*, 1 (5): 92-97.

Sun, Y., Zhou, Q., Xu, Y., Wang, L. et Liang, X. (2011), *Phytoremediation for Co-Contaminated Soils of Benzo[a]Pyrene (B[a]P) and Heavy Metals Using Ornamental Plant Tagetes Patula*, *Journal of Hazardous Materials*, 186 (2-3): 2075-2082.

Trapp, S. et Matthies, M. (1996), *Modeling Volatilization of Pcd/F from Soil and Uptake into Vegetation*, *Environmental Science & Technology*, 31 (1): 71-74.

Trapp, S., Zambrano, K. C., Kusk, K. O. et Karlson, U. (2000), *A Phytotoxicity Test Using Transpiration of Willows*, *Archives of environmental contamination and toxicology*, 39 (2): 154-160.

Tront, J. M. et Saunders, F. M. (2006), *Role of Plant Activity and Contaminant Speciation in Aquatic Plant Assimilation of 2,4,5-Trichlorophenol*, *Chemosphere*, 64 (3): 400-407.

Ucisik, A. S. et Trapp, S. (2006), *Uptake, Removal, Accumulation, and Phytotoxicity of Phenol in Willow Trees (Salix Viminalis)*, *Environmental toxicology and chemistry*, 25 (9): 2455-2460.

Ucisik, A. S., Trapp, S. et Kusk, K. O. (2007), *Uptake, Accumulation, Phytotoxicity, and Removal of 2, 4-Dichlorophenol in Willow Trees*, *Environmental Toxicology and Chemistry*, 26 (6): 1165-1171.

Ucisik, A. S. et Trapp, S. (2008), *Uptake, Removal, Accumulation, and Phytotoxicity of 4-Chlorophenol in Willow Trees*, *Archives of environmental contamination and toxicology*, 54 (4): 619-627.

Van Den Berg, M., Birnbaum, L., Bosveld, A., Brunström, B., Cook, P., Feeley, M., Giesy, J. P., Hanberg, A., Hasegawa, R. et Kennedy, S. W. (1998), *Toxic Equivalency Factors (Tefs) for Pcb, Pcds, Pcdfs for Humans and Wildlife*, *Environmental health perspectives*, 106 (12): 775.

Vymazal, J., Brix, H., Cooper, P. F., Haberl, R., Perfler, R. et Laber, J. (1998), *Removal Mechanisms and Types of Constructed Wetlands*, *Constructed wetlands for wastewater treatment in Europe*, 1 17-66.

Vymazal, J. (2005), *Horizontal Sub-Surface Flow and Hybrid Constructed Wetlands Systems for Wastewater Treatment*, *Ecological Engineering*, 25 (5): 478-490.

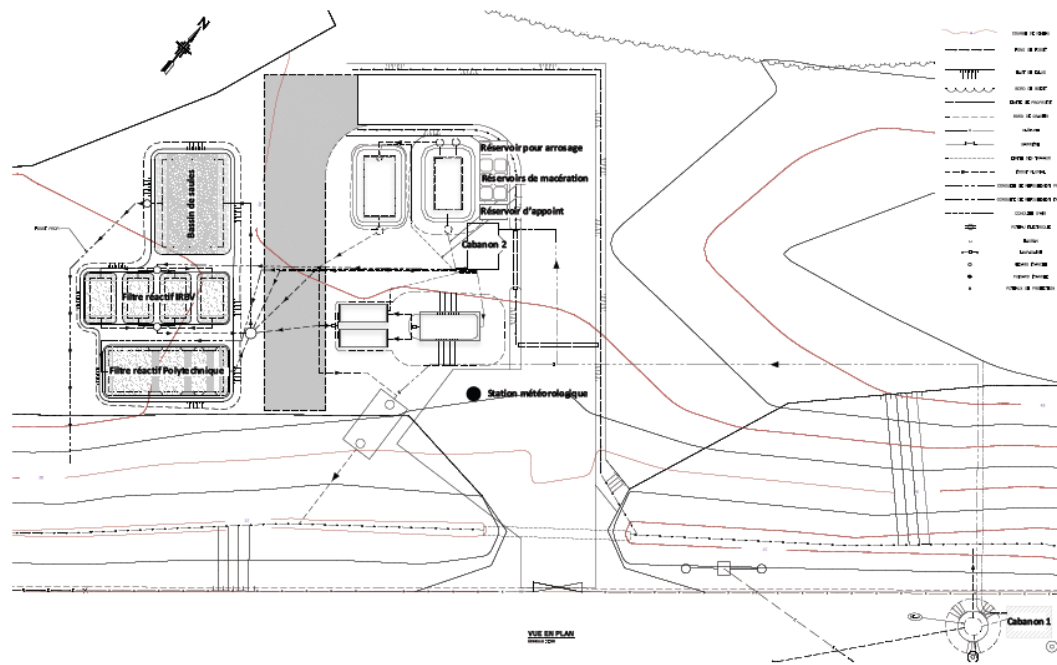
Vymazal, J. (2009), *The Use Constructed Wetlands with Horizontal Sub-Surface Flow for Various Types of Wastewater*, *Ecological Engineering*, 35 (1): 1-17.

Vymazal, J. et Kröpfelová, L. (2009), *Removal of Organics in Constructed Wetlands with Horizontal Sub-Surface Flow: A Review of the Field Experience*, *Science of The Total Environment*, 407 (13): 3911-3922.

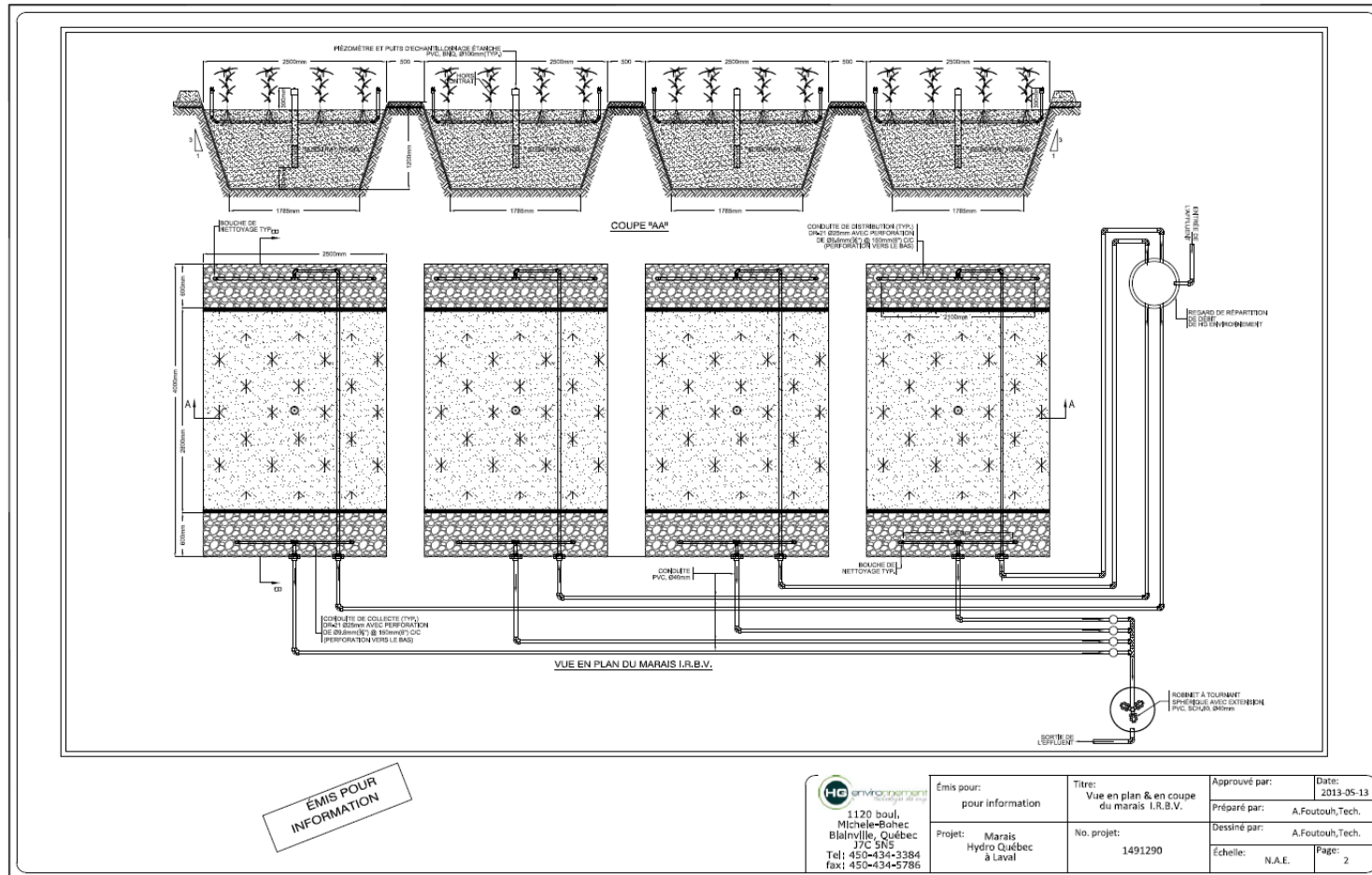
Warner, J. E. et Solomon, K. R. (1990), *Acidity as a Factor in Leaching of Copper, Chromium and Arsenic from Cca-Treated Dimension Lumber*, *Environmental Toxicology and chemistry*, 9 (11): 1331-1337.

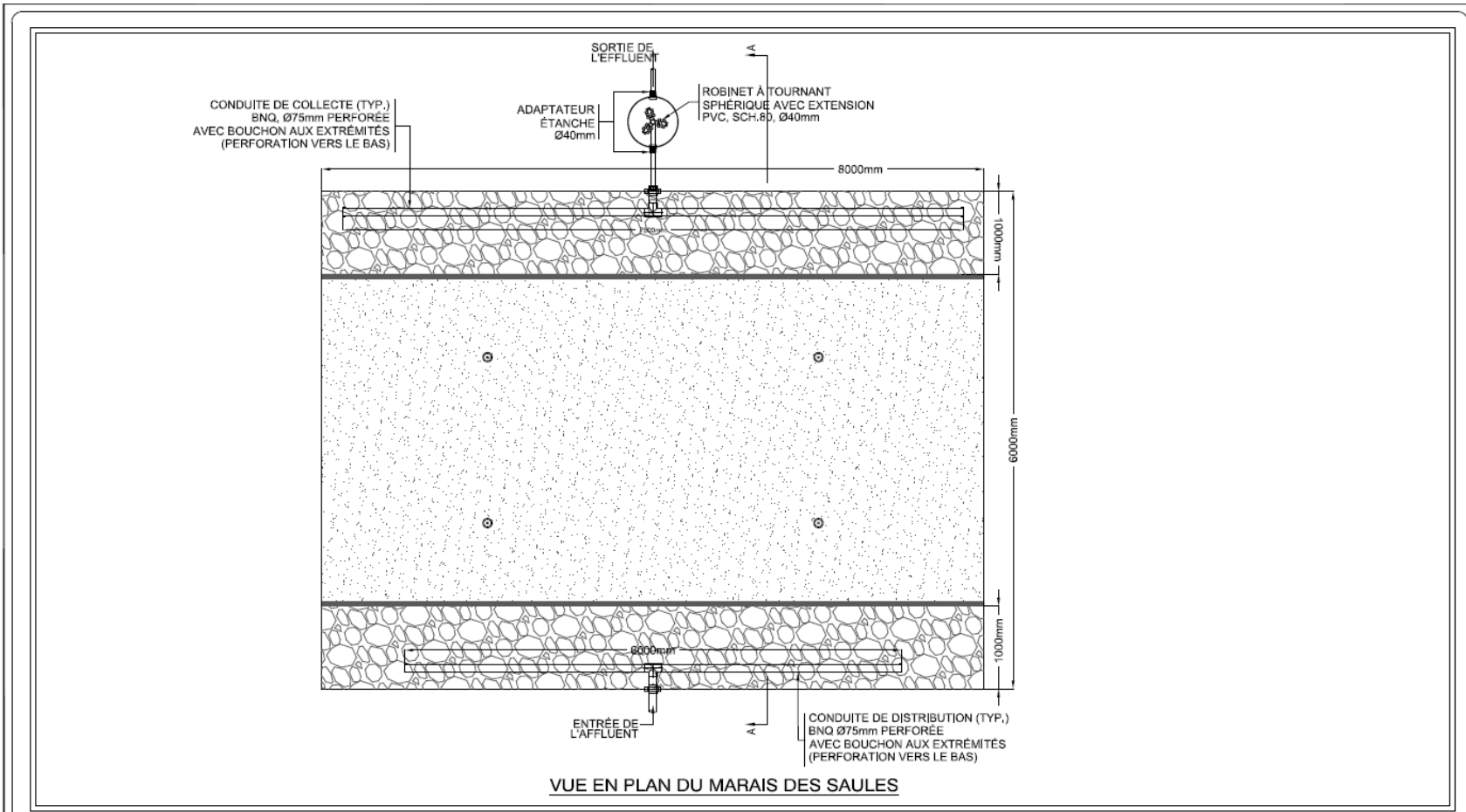
- Welsch-Pausch, K., Mclachlan, M. S. et Umlauf, G. (1995), *Determination of the Principal Pathways of Polychlorinated Dibenzo-P-Dioxins and Dibenzofurans to Lolium Multiflorum (Welsh Ray Grass)*, *Environmental Science & Technology*, 29 (4): 1090-1098.
- Wu, C., Ye, Z., Shu, W., Zhu, Y. et Wong, M. (2011), *Arsenic Accumulation and Speciation in Rice Are Affected by Root Aeration and Variation of Genotypes*, *Journal of experimental botany*, 62 (8): 2889-2898.
- Yeh, T. Y., Chou, C. C. et Pan, C. T. (2009), *Heavy Metal Removal within Pilot-Scale Constructed Wetlands Receiving River Water Contaminated by Confined Swine Operations*, *Desalination*, 249 (1): 368-373.
- Zayed, A. M. et Terry, N. (2003), *Chromium in the Environment: Factors Affecting Biological Remediation*, *Plant and soil*, 249 (1): 139-156.
- Zhang, H., Chen, J., Ni, Y., Zhang, Q. et Zhao, L. (2009), *Uptake by Roots and Translocation to Shoots of Polychlorinated Dibenzo-P-Dioxins and Dibenzofurans in Typical Crop Plants*, *Chemosphere*, 76 (6): 740-746.
- Zhao, F.-J., Rooney, C. P., Zhang, H. et Mcgrath, S. P. (2006), *Comparison of Soil Solution Speciation and Diffusive Gradients in Thin-Films Measurement as an Indicator of Copper Bioavailability to Plants*, *Environmental Toxicology and Chemistry*, 25 (3): 733-742.
- Zhao, F., Ma, J., Meharg, A. et Mcgrath, S. (2009), *Arsenic Uptake and Metabolism in Plants*, *New Phytologist*, 181 (4): 777-794.
- Zhao, L., Zhu, C., Gao, C., Jiang, J., Yang, J. et Yang, S. (2011), *Phytoremediation of Pentachlorophenol-Contaminated Sediments by Aquatic Macrophytes*, *Environmental Earth Sciences*, 64 (2): 581-588.
- Zhou, L. et Zhou, G. (2009), *Measurement and Modelling of Evapotranspiration over a Reed (Phragmites Australis) Marsh in Northeast China*, *Journal of Hydrology*, 372 (1-4): 41-47.

ANNEXE 1 : PLAN DU SITE EXPÉRIMENTAL



ANNEXE 2 : PLAN DE CONSTRUCTION DES MARAIS PILOTES ET DU BASSIN DE SAULES





VUE EN PLAN DU MARAIS DES SAULES

ÉMIS POUR INFORMATION


 1120 boul.
 Michèle-Buhec
 Blainville, Québec
 J7C 5N5
 Tel: 450-434-3384
 fax: 450-434-5786

Emis pour: pour information	Titre: Vue en plan du marais des saules	Approuvé par:	Date:
		Préparé par: A.Foutouh, Tech.	2013-05-13
Projet: Marais Hydro Québec à Laval	No. projet: 1491290	Dessiné par: A.Foutouh, Tech.	
		Échelle: N.A.E.	Page: 3

ANNEXE 3: DONNÉES BRUTES EXPÉRIENCE EN POTS

Biomasse aérienne et racinaire sèche (g)

Bloc 1					
Concentration	espèce	individu	aérien	racinaire	
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	5,6	6,2	
		2	27,0	41,5	
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	41,9	25,9	
		2	53,9	69,3	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	48,9	33,0	
		2	59,3	66,0	
	<i>Typha angustifolia</i>	1	54,8	104,4	
		2	138,1	360,5	
	1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	1,2	4,4
			2	12,6	28,1
<i>Phragmites australis australis</i>		1	23,7	88,4	
		2	37,1	69,9	
<i>Phragmites australis americanus</i>		1	41,4	19,6	
		2	56,7	63,0	
<i>Typha angustifolia</i>	1	79,6	174,7		
	2	50,3	119,4		
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	2,5	5,0	
		2	14,8	59,2	

		1	18,2	32,8
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	61,5	62,4
		1	109,0	74,7
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	67,0	91,1
		1	60,1	153,3
	<i>Typha angustifolia</i>	2	64,4	211,7
		1	4,4	7,9
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	11,5	26,3
		1	0,0	44,9
3	<i>Phragmites australis australis</i>	2	31,6	34,5
		1	61,4	63,0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	118,0	178,2
		1	58,1	139,8
	<i>Typha angustifolia</i>	2	44,8	182,4

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2

concentration	espèce	individu	Aérien (g)	Racinaire (g)
		1	12,5	32,6
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	30,8	42,3
		1	22,5	19,1
0	<i>Phragmites australis australis</i>	2	51,6	51,9
		1	64,0	59,4
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	119,4	157,7
		1	57,9	70,4
	<i>Typha angustifolia</i>	2	82,3	154,3
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	4,7	3,3

		2	16,7	31,9
		1	22,8	21,3
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	44,6	42,6
		1	60,6	52,4
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	85,2	82,3
		1	40,5	71,3
	<i>Typha angustifolia</i>	2	81,3	248,6
		1	2,8	8,0
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20,1	34,5
		1	27,2	20,4
2	<i>Phragmites australis australis</i>	2	12,7	36,3
		1	57,1	83,1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	40,3	94,7
		1	65,5	137,8
	<i>Typha angustifolia</i>	2	68,9	135,4
		1	1,5	1,3
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	0,0	35,9
		1	63,2	3,8
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	82,4	83,3
3		1	19,4	48,2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	56,9	51,3
		1	46,9	142,0
	<i>Typha angustifolia</i>	2	80,3	241,8

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3

concentration	espèce	individu	Aérien (g)	Racinaire (g)	
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	6,3	7,8	
		2	30,7	33,9	
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	64,6	52,5	
		2	88,2	64,9	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	72,9	60,1	
		2	146,1	100,8	
	<i>Typha angustifolia</i>	1	65,2	81,1	
		2	106,5	299,8	
	1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	6,7	5,1
			2	10,3	18,6
<i>Phragmites australis australis</i>		1	24,2	93,7	
		2	0,0	6,0	
<i>Phragmites australis americanus</i>		1	62,8	55,4	
		2	46,6	59,5	
<i>Typha angustifolia</i>		1	70,4	115,7	
		2	50,2	154,1	
2		<i>Phalaris arundinacea</i>	1	1,9	14,7
			2	16,4	26,9
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	7,8	35,5	
		2	25,1	151,7	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	69,8	61,4	
		2	118,5	32,8	
	<i>Typha angustifolia</i>	1	52,0	172,0	
		2	86,4	256,7	
	3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	3,5	0,1

	2	28,8	43,1
	1	0,0	11,1
<i>Phragmites australis australis</i>	2	60,5	77,6
	1	73,6	44,2
<i>Phragmites australis americanus</i>	2	82,4	86,6
	1	76,0	164,2
<i>Typha angustifolia</i>	2	75,8	222,5

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Nombre de tiges entre 0 et 10 cm

Bloc 1							
concentration	espèce	individu	initial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	8	34	10		
		2	7	10	4	14	6
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	2	6	0		
		2	1	0	0	1	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	9	2	1		
		2	8	0	0	0	2
<i>Typha angustifolia</i>	1	1	0	0			
	2	0	0	0	0	0	
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	3	17	5		
		2	3	18	10	10	7
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	3	0	1		
		2	3	0	2	0	4
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	0	0		
		2	3	0	2	0	4
<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0			

		2	1	0	0	0	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	2	45	12		
		2	5	18	7	9	6
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	1	1		
		2	1	1	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	0	0		
		2	2	0	1	0	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	1	0	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	3	20	9		
		2	3	10	8	4	9
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	3	0	0		
		2	3	0	1	3	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	1	0		
		2	3	0	3	1	3
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	0		
		2	1	0	0	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	12	5		
		2	0	10	4	9	4
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	4	2	1		
		2	0	6	0	0	1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	0	0		

		2	5	1	1	0	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	5	14	13		
		2	0	6	5	4	12
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	0	0		
		2	2	0	2	0	3
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	1
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	14	12	7		
		2	0	11	10	4	3
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	1		
		2	0	0	2	1	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	1	0		
		2	0	0	0	0	4
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	1	0	0	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	2	18	3		
		2	3	13	3	4	3
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	4	1		
		2	1	0	4	0	5
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	1	2		
		2	3	0	1	1	1
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		

2 0 0 0 0 0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3

concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013	
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	19	7			
		2	0	15	3	8	6	
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	4	0	0			
		2	0	1	0	1	0	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	1	0			
		2	5	2	0	0	5	
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0			
		2	0	0	0	0	0	
	1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	5	6	6		
			2	0	13	5	5	5
<i>Phragmites australis australis</i>		1	0	1	0			
		2	0	0	0	2	0	
<i>Phragmites australis americanus</i>		1	3	0	0			
		2	2	1	0	0	4	
<i>Typha angustifolia</i>		1	0	0	0			
		2	0	0	0	0	0	
2		<i>Phalaris arundinacea</i>	1	14	6	4		
			2	0	5	4	14	6
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	1			
		2	0	0	0	1	0	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	0	0			

		2	0	1	0	1	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	1	0	0	1	1
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	2	11	9		
		2	3	12	3	8	12
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	1	0	1	0	1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	0	0		
		2	3	0	2	0	3
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Nombre de tiges entre 10 et 20 cm

Bloc 1							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	14	34	12		
		2	10	10	5	9	9
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	6	0		
		2	0	0	0	2	1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	2	2		
		2	0	0	1	0	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	1		
		2	0	0	0	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	17	17	9		
		2	17	18	14	23	15

	<i>Phragmites australis australis</i>	1	12	0	1		
		2	2	0	4	1	1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	0	1		
		2	3	0	4	1	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	18	45	10		
		2	15	18	8	5	11
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	1	0		
		2	1	1	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	0	1		
		2	1	0	0	2	4
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	1	0	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	12	20	18		
		2	13	10	16	0	7
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	2	0	0		
		2	2	0	2	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	1	1		
		2	2	0	3	1	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	0		
		2	0	0	0	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2

concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
---------------	--------	----------	--------	-----------------	-------------	--------------	-------------------

0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	18	12	12		
		2	19	10	6	10	6
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	2	0		
		2	0	6	2	2	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	0	2		
		2	3	1	0	0	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	6	14	17		
		2	10	6	8	11	6
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	0	1		
		2	0	0	1	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	0	0		
		2	1	0	0	0	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	3	12	7		
		2	17	11	15	9	10
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	1	1	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	1	1		
		2	0	0	0	1	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	18	18	6		
		2	17	13	6	14	5

<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	4	1		
	2	0	0	2	2	0
<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	1	1		
	2	1	0	1	2	0
<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
	2	0	0	0	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	16	19	15		
		2	16	15	0	7	10
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	0	1		
		2	0	1	2	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	1	0		
		2	0	2	0	0	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	12	6	4		
		2	13	13	7	4	13
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	1	0		
		2	0	0	1	0	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	0		
		2	0	1	3	0	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	1	0	0

2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	12	6	7		
		2	16	5	7	12	9
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	1	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	0		
		2	0	1	1	0	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	1
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	14	11	5		
		2	20	12	8	7	10
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	4	0	1		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	0	1		
		2	1	0	3	0	3
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Nombre de tiges entre 20 et 30 cm

Bloc 1							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	6	9	56		
		2	10	33	47	8	8
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	2		
		2	0	2	3	3	1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	0	7		

		2	3	0	0	0	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	0		
		2	1	0	0	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	10	32		
		2	0	14	42	30	21
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	10	4	0		
		2	2	0	2	0	1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	4	1		
		2	1	4	2	0	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	8	60		
		2	0	6	48	13	12
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	1	3		
		2	0	3	2	1	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	6	3	1		
		2	2	2	0	2	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	0		
		2	1	0	0	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	6	42		
		2	0	17	51	12	24
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	1	0		
		2	1	2	1	1	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	4	1	0		
		2	2	2	1	2	1
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	0		

2 0 0 0 0 0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2

concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	2	16	55		
		2	0	17	57	19	17
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	1	3		
		2	0	0	2	0	1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	9	0	3		
		2	1	4	3	0	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	9	21	47		
		2	10	30	67	20	9
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	2		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	5	2	2		
		2	1	2	2	2	1
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	4	13	42		
		2	3	7	36	21	10
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	1	0		
		2	1	0	3	1	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	3		

		2	0	0	1	0	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	2	2	1		
		2	0	0	0	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	8	44		
		2	0	4	44	10	17
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	3	1		
		2	0	6	1	2	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	0	0		
		2	2	1	4	0	1
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	1	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3

concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	10	31		
		2	4	24	52	11	26
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	3	6	0		
		2	0	0	2	0	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	4	0	0		
		2	0	1	0	0	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	2	0	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	8	17	32		
		2	0	10	37	14	10
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	1	0		

		2	0	0	2	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	2	0		
		2	0	2	0	3	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	4	0	13		
		2	2	28	51	6	10
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	1		
		2	0	1	0	0	1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	2	0		
		2	1	1	0	0	1
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	2	1	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	2	2/	43		
		2	0	16	45	10	13
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	1	3		
		2	3	6	2	0	1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	2		
		2	0	4	0	3	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	0		
		2	1	0	0	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Nombre de tiges entre 30 et 60 cm

Bloc 1

concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
---------------	--------	----------	--------	-----------------	-------------	--------------	-------------------

0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	11		
		2	0	4	23	62	85
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	1	5		
		2	3	5	3	7	8
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	6	5	3		
		2	2	3	2	2	4
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	2		
		2	1	0	0	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	10		
		2	0	0	12	32	29
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	13	8	10		
		2	3	9	4	7	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	6	6	9		
		2	11	6	4	7	11
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	0	0		
		2	0	1	0	0	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	10		
		2	0	0	21	52	62
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	3	3	3		
		2	4	4	10	5	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	12	9	8		
		2	8	5	2	4	4
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	2	0		
		2	0	2	4	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	13		
		2	0	0	12	25	52

<i>Phragmites australis australis</i>	1	2	3	2		
	2	3	5	3	5	4
<i>Phragmites australis americanus</i>	1	9	8	8		
	2	4	8	8	11	11
<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	1		
	2	0	2	0	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	4	22		
		2	1	5	18	43	79
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	6	8	3		
		2	1	1	4	6	5
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	7	6	4		
		2	2	2	3	3	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	4	10		
		2	0	1	24	74	93
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	2	1		
		2	1	5	1	3	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	4	7	6		
		2	3	6	1	13	3
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	0	0		
		2	0	0	2	2	0

2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	12		
		2	0	2	11	37	56
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	3	2	10		
		2	4	5	6	6	4
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	6	4		
		2	2	9	8	5	5
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	1	0		
		2	0	1	1	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	9		
		2	0	0	9	47	66
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	4	2	4		
		2	3	4	4	6	7
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	6	6	6		
		2	3	8	8	5	6
	<i>Typha angustifolia</i>	1	3	2	0		
		2	0	0	0	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	7		
		2	0	5	40	52	66
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	2	0	7		
		2	4	3	4	2	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	14	9		
		2	2	7	2	5	4

	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	1		
		2	0	3	0	1	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	10	28		
		2	0	1	13	52	55
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	5	7	5		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	9	5	5		
		2	3	3	4	3	4
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	1	0		
		2	0	0	1	1	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	7		
		2	0	3	17	56	58
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	1		
		2	3	5	4	4	6
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	5	6		
		2	3	6	3	6	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	3	2		
		2	0	1	1	1	1
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	13		
		2	0	4	22	92	103
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	6	3	5		
		2	10	4	5	9	6
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	3	3		
		2	8	4	0	7	7
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	0		
		2	0	0	0	1	1

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Nombre de tiges entre 60 et 90 cm

		Bloc 1					
concentration	espèce	individu	initial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	3	4	2		
		2	2	3	7	8	5
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	7	5	11		
		2	2	4	2	5	4
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	1	2		
		2	3	2	1	0	1
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	3	1	3		
		2	2	2	11	7	7
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	9	11		
		2	7	1	5	6	9
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	0	0		
		2	0	0	0	0	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	3		
		2	2	1	3	2	5

	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	20	13	17		
		2	9	8	8	10	5
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	4		
		2	0	0	1	3	2
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	3		
		2	3	3	6	2	4
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	8	12	14		
		2	14	11	16	7	9
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	0	2		
		2	0	1	2	1	1

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	9	9	6		
		2	3	4	7	4	5
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	4	1	5		
		2	12	17	6	14	8
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0

	<i>Phragmites australis australis</i>	1	3	5	4		
		2	0	5	5	5	4
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	14	3	3		
		2	9	8	7	5	6
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	2		
		2	1	0	0	0	2
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	2	2	1		
		2	0	0	1	5	6
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	5	9	7		
		2	7	4	5	9	6
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	3		
		2	0	1	0	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	3	5		
		2	5	6	10	3	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	13	16	10		
		2	2	3	5	3	5
	<i>Typha angustifolia</i>	1	2	1	2		
		2	1	0	0	2	1

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3

concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
---------------	--------	----------	--------	-----------------	-------------	--------------	-------------------

0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	3	4	7		
		2	5	5	5	7	6
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	5	7	12		
		2	5	8	11	11	3
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	1	1		
		2	2	0	3	1	2
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	2	4	6		
		2	2	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	7	14	8		
		2	4	4	4	3	3
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	1		
		2	2	2	0	1	2
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	3	4	3	2	5
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	10	14	12		
		2	12	3	2	5	3
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	2		
		2	2	0	3	0	0
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0

<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
	2	0	3	5	3	5
<i>Phragmites australis americanus</i>	1	7	2	6		
	2	5	6	11	4	5
<i>Typha angustifolia</i>	1	3	1	1		
	2	0	2	0	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Nombre de tiges entre 90 et 120 cm

Bloc 1

concentration	espèce	individu	initial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	1		
		2	0	0	0	1	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	2	3		
		2	1	4	3	1	0
	<i>Typha angustifolia</i>	1	2	0	0		
		2	0	2	2	2	1
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	1	1		
		2	0	0	5	2	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	2	1		
		2	0	1	11	8	8
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	0		

		2	0	1	1	1	1
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	2	2		
		2	2	2	2	1	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	6	14	9		
		2	4	5	7	8	10
	<i>Typha angustifolia</i>	1	2	0	0		
		2	1	0	2	0	1
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	1	3	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	6	8	14		
		2	10	8	15	14	20
	<i>Typha angustifolia</i>	1	4	0	3		
		2	1	0	1	1	1

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	1	9		
		2	0	0	0	3	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	0		

		2	3	2	9	13	10
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	0	1		
		2	1	0	1	0	0
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	1	1		
		2	3	3	3	5	4
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	4	9		
		2	2	5	10	12	7
	<i>Typha angustifolia</i>	1	3	0	1		
		2	1	0	0	0	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	2	1		
		2	0	0	0	0	1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	4	5	1		
		2	0	0	5	7	6
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	0	1	0	1	1
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	0	2		
		2	0	0	1	4	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	4	9		
		2	0	0	6	13	8
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	1		

2 2 1 4 3 2

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3

concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	1	1		
		2	1	1	3	7	4
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	3	3		
		2	3	3	1	4	12
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	0		
		2	1	5	2	1	2
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	2		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	3	4		
		2	1	0	3	5	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	1	0		
		2	2	2	0	0	0
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	2	0	0		
		2	0	0	1	2	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	2	3	4		

		2	4	6	10	12	9
	<i>Typha angustifolia</i>	1	2	0	0		
		2	2	0	0	3	1
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	2	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	3	9	2		
		2	1	2	7	9	4
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	2	2		
		2	3	3	0	0	0

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Nombre de tiges de plus de 120 cm

Bloc 1							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	1	2	2		
		2	0	0	0	1	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	2	4	4
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	0	2		
		2	2	4	7	7	8
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0

	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	1		
		2	0	0	0	1	1
	<i>Typha angustifolia</i>	1	2	3	4		
		2	1	1	2	2	2
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	1	1	1	5	5
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	3		
		2	0	1	2	4	4
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	3	3		
		2	3	5	3	4	4
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	1	2	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	1	0		
		2	0	0	1	1	1
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	5	2		
		2	1	2	1	3	3

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	3		
		2	1	1	1	2	2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	3	7	7
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	2	2		
		2	1	2	2	4	3
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	3	3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	1		
		2	0	1	2	2	2
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	2	2		
		2	3	4	5	4	4
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	1	0		
		2	1	3	1	8	8
	<i>Typha angustifolia</i>	1	5	5	6		
		2	2	2	4	4	4

3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	1		
		2	0	0	0	5	5
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	1	1
	<i>Typha angustifolia</i>	1	0	1	2		
		2	0	2	5	5	7

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3

concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	2	1		
		2	0	0	0	10	4
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	1	4		
		2	0	0	7	7	7
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	2	4		
		2	3	1	9	10	9
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	1		
		2	1	1	0	0	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	1	2	5		
		2	0	0	5	3	3
	<i>Typha angustifolia</i>	1	2	3	4		

		2	0	0	4	4	4
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	2	0	0		
		2	0	0	0	3	0
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	2	3		
		2	0	2	3	12	12
	<i>Typha angustifolia</i>	1	2	3	4		
		2	2	4	4	4	5
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	0	0	0		
		2	0	0	0	0	0
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	0	0	0		
		2	1	1	1	1	4
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	0	1	7		
		2	0	1	1	7	7
	<i>Typha angustifolia</i>	1	1	2	3		
		2	0	0	6	5	5

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Nombre de tiges total

		Bloc 1					
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0		1	20	53	89		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	56	79	93	108
		1	5	13	12		
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	5	12	13	23	18
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	19	19	27		

		2	9	13	10	12	16
		1	3	4	7		
	<i>Typha angustifolia</i>	2	9	8	10	9	10
		1	20	47	56		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	57	78	95	72
		1	41	14	16		
1	<i>Phragmites australis australis</i>	2	12	11	28	17	19
		1	13	25	24		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	25	12	28	23	37
		1	4	4	4		
	<i>Typha angustifolia</i>	2	2	3	3	3	3
		1	20	68	92		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	39	84	79	91
		1	5	10	12		
2	<i>Phragmites australis australis</i>	2	11	13	18	14	16
		1	49	40	39		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	26	21	20	30	27
		1	3	7	7		
	<i>Typha angustifolia</i>	2	5	9	10	7	7
		1	20	41	82		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	37	87	41	92
		1	7	5	5		
3	<i>Phragmites australis australis</i>	2	10	15	15	16	19
		1	37	32	37		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	40	31	47	37	45
		1	6	7	8		
	<i>Typha angustifolia</i>	2	2	5	4	5	5

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
0		1	20	43	94		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	37	85	81	106
		1	21	21	25		
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	5	12	16	17	18
		1	25	7	14		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	26	27	25	37	27
		1	2	2	3		
	<i>Typha angustifolia</i>	2	2	2	3	4	3
1		1	20	59	87		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	48	104	109	120
		1	5	8	9		
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	4	13	10	16	13
		1	27	19	21		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	18	22	24	34	22
		1	4	3	5		
	<i>Typha angustifolia</i>	2	5	5	7	6	7
2		1	21	40	68		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	31	72	71	79
		1	6	7	13		
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	5	5	13	14	18
		1	15	22	16		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	10	16	20	30	29
		1	8	8	10		
	<i>Typha angustifolia</i>						

		2	3	5	5	5	5
		1	20	35	62		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	33	62	75	91
		1	5	12	15		
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	9	19	22	22	25
3		1	26	28	28		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	11	12	25	25	22
		1	5	5	5		
	<i>Typha angustifolia</i>	2	3	4	10	10	10

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3							
concentration	espèce	individu	intial	29 juillet 2013	9 août 2013	26 août 2013	10 septembre 2013
		1	20	37	60		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	48	95	78	108
		1	12	13	17		
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	10	11	16	27	18
0		1	15	26	28		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	12	21	21	27	33
		1	2	4	6		
	<i>Typha angustifolia</i>	2	6	11	14	13	13
		1	20	50	70		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	33	62	75	83
		1	8	13	14		
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	3	4	3	2	2
1		1	21	26	22		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	8	10	19	17	20
		1	4	5	5		
	<i>Typha angustifolia</i>						

		2	5	5	6	6	6
		1	20	10	31		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	40	79	88	83
		1	4	1	3		
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	9	10	8	12	15
2		1	15	26	25		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	22	19	19	36	29
		1	4	7	8		
	<i>Typha angustifolia</i>	2	6	7	9	9	9
		1	20	22	70		
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2	20	43	78	117	138
		1	13	6	9		
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	15	14	14	15	20
3		1	16	15	21		
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	19	18	24	30	29
		1	5	7	6		
	<i>Typha angustifolia</i>	2	5	5	6	6	6

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Teneur en chlorophylle des feuilles (unité spad*)

Bloc 1					
concentration	espèce	individu	22-juil-13	10 août 2013	13 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	33,35	37,85	
		2	32,65	42,10	33,60
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	40,80	52,00	
		2	49,30	52,85	46,80
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	47,95	39,90	
		2	48,65	43,15	40,25
	<i>Typha angustifolia</i>	1	56,70	56,25	
		2	61,85	59,25	51,15
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	43,8	33,30	
		2	42,70	37,10	36,10
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	50,25	36,35	
		2	58,80	46,50	40,10
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	58,275	45,30	
		2	58,30	40,85	31,30
	<i>Typha angustifolia</i>	1	64,75	60,15	
		2	65,20	67,10	64,75
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	34,53	33,25	
		2	46,75	39,05	25,80
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	51,80	49,35	
		2	46,80	44,50	34,50
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	48,95	31,30	
		2	44,75	38,65	33,65
	<i>Typha angustifolia</i>	1	53,925	58,05	
		2	53,05	58,05	45,60

3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	27,75	32,65	
		2	35,20	38,20	23,05
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	37,58	46,20	
		2	37,35	37,70	35,10
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	40,90	39,85	
		2	42,55	34,15	37,75
	<i>Typha angustifolia</i>	1	56,20	51,70	
		2	56,40	52,60	51,50

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2

concentration	espèce	individu	22-juil-13	10 août 2013	13 septembre 2013	
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	36,03	37,85		
		2	48,10	42,10	33,30	
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	52,50	44,55		
		2	52,08	46,05	42,90	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	49,35	42,60		
		2	51,60	40,95	36,90	
	<i>Typha angustifolia</i>	1	58,50	62,35		
		2	53,75	64,90	59,70	
	1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	37,30	36,55	
			2	40,55	38,85	32,55
<i>Phragmites australis australis</i>		1	42,05	48,45		
		2	44,55	46,25	38,20	
<i>Phragmites australis americanus</i>		1	41,45	46,25		
		2	44,88	47,35	38,15	
<i>Typha angustifolia</i>		1	53,00	58,10		
		2	53,35	60,15	49,05	

2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	41,10	35,55	
		2	38,33	36,35	39,90
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	57,35	50,65	
		2	58,9	51,55	45,85
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	55,6	40,55	
		2	47,2	51,15	38,35
	<i>Typha angustifolia</i>	1	56,70	62,50	
		2	58,48	58,85	61,45
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	43,88	46,90	
		2	39,60	37,35	36,25
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	50,90	53,05	
		2	52,55	50,05	48,55
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	47,65	40,10	
		2	46,70	43,35	35,00
	<i>Typha angustifolia</i>	1	58,45	50,05	
		2	51,25	58,35	53,15

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3					
concentration	espèce	individu	22-juil-13	10 août 2013	13 septembre 2013
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	38,70	35,35	
		2	46,20	36,10	33,35
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	51,75	54,40	
		2	52,25	47,10	43,00
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	53,075	47,05	
		2	54,65	42,05	35,45
	<i>Typha angustifolia</i>	1	63,50	69,00	
		2	64,25	60,90	56,40

1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	46,10	40,20	
		2	42,95	35,85	25,90
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	49,20	47,85	
		2	24,35	48,00	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	46,90	42,90	
		2	49,05	45,20	37,40
<i>Typha angustifolia</i>	1	55,10	60,70		
	2	56,80	58,20	52,25	
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	37,60	34,30	
		2	34,30	31,35	24,80
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	37,25	31,30	
		2	46,70	31,10	34,75
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	47,15	46,45	
		2	39,50	36,90	38,00
<i>Typha angustifolia</i>	1	59,75	59,75		
	2	60,10	61,50	55,15	
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1	49,85	37,70	
		2	46,43	35,15	34,50
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	57,60	46,70	
		2	58,20	55,45	45,10
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	56,55	39,15	
		2	56,15	45,15	35,60
<i>Typha angustifolia</i>	1	64,95	58,35		
	2	64,98	57,05	54,50	

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

*Les unités SPAD pour la mesure des teneurs en chlorophylle sont des mesures relative de chlorophylle pouvant varier entre 0 et 99.

Conductance stomatique des feuilles (mmol/m²sec)


Bloc 1						
concentration	espèce	individu	22-juil-13	10 août 2013	13 septembre 2013	
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1		184,85		
		2		144,30	277,75	
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	345,60	445,60		
		2	310,65	403,90	388,55	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	454,05	428,60		
		2	378,45	231,50	323,75	
	<i>Typha angustifolia</i>	1	623,80	406,55		
		2	423,20	244,70	275,25	
	1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1		339,65	
			2		155,80	328,70
<i>Phragmites australis australis</i>		1	425,45	387,70		
		2	405,50	323,40	403,45	
<i>Phragmites australis americanus</i>		1	492,05	392,75		
		2	321,35	247,40	299,80	
<i>Typha angustifolia</i>		1	572,70	489,20		
		2	412,50	366,15	333,30	
2		<i>Phalaris arundinacea</i>	1		265,70	
			2		158,70	201,70
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	257,70	414,95		
		2	413,40	285,30	333,85	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	462,60	302,70		
		2	496,85	274,85	369,85	
	<i>Typha angustifolia</i>	1	508,90	264,70		
		2	535,70	279,85	296,45	

3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1		226,65	
		2		150,80	75,15
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	441,30	434,90	
		2	497,35	347,25	363,60
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	346,75	470,35	
		2	373,10	240,90	298,95
	<i>Typha angustifolia</i>	1	320,05	355,00	
		2	637,45	322,90	289,10

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 2						
concentration	espèce	individu	22-juil-13	10 août 2013	13 septembre 2013	
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1		232,35		
		2		122,45	195,20	
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	430,50	469,20		
		2	719,55	490,15	464,45	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	501,70	383,15		
		2	476,90	352,80	322,40	
	<i>Typha angustifolia</i>	1	527,80	555,95		
		2	472,45	351,35	252,20	
	1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1		149,75	
			2		160,85	258,70
<i>Phragmites australis australis</i>		1	680,00	455,45		
		2	647,15	403,65	258,50	
<i>Phragmites australis americanus</i>		1	395,90	289,65		
		2	363,65	345,25	180,90	
<i>Typha angustifolia</i>		1	597,60	242,30		
		2	199,55	360,60	218,05	
2		<i>Phalaris arundinacea</i>	1		239,20	
			2		198,50	205,45
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	447,15	413,80		
		2	475,15	385,40	421,25	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	398,10	360,00		
		2	276,70	448,35	278,35	
	<i>Typha angustifolia</i>	1	294,35	385,40		
		2	521,90	390,45	326,35	
	3	<i>Phalaris arundinacea</i>	1		166,55	

	2		185,20	312,95
	1	556,65	452,50	
<i>Phragmites australis australis</i>	2	656,40	305,80	347,15
	1	619,30	299,65	
<i>Phragmites australis americanus</i>	2	273,75	273,85	224,75
	1	584,20	287,95	
<i>Typha angustifolia</i>	2	449,60	315,60	219,10

Légende : - : inférieur aux limites de détection,  : donnée non-disponible

Bloc 3

concentration	espèce	individu	22-juil-13	10 août 2013	13 septembre 2013	
0	<i>Phalaris arundinacea</i>	1		174,80		
		2		175,95	126,15	
	<i>Phragmites australis australis</i>	1	276,25	317,85		
		2	260,40	355,75	293,70	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	1	103,70	299,90		
		2	221,45	350,55	319,45	
	<i>Typha angustifolia</i>	1	127,90	353,65		
		2	187,85	400,90	133,35	
	1	<i>Phalaris arundinacea</i>	1		232,10	
			2		149,70	216,30
<i>Phragmites australis australis</i>		1	328,95	299,65		
		2				
<i>Phragmites australis americanus</i>		1	166,40	329,65		
		2	204,05	322,70	203,90	
<i>Typha angustifolia</i>	1	297,80	366,30			
	2	295,65	384,20	154,30		
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	1		290,50		

		2		161,90	183,00
		1	469,95	142,10	
	<i>Phragmites australis australis</i>	2	259,30		369,75
		1	373,60	327,75	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	574,05	359,70	357,10
		1	403,25	305,45	
	<i>Typha angustifolia</i>	2	112,00	315,80	187,60
		1		293,15	
	<i>Phalaris arundinacea</i>	2		145,90	114,20
		1	329,45	450,75	
3	<i>Phragmites australis australis</i>	2	557,55	451,15	267,80
		1	292,70	353,50	
	<i>Phragmites australis americanus</i>	2	459,10	236,70	197,95
		1	228,20	346,90	
	<i>Typha angustifolia</i>	2	297,65	390,25	188,20

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Teneur en contaminants dans les parties aériennes des plantes après 35 jours d'exposition (mg/kg)

Bloc 1			
concentration	espèce	P-Crésol	Phenol singuliers
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	0,2
	<i>Phragmites australis australis</i>	-	0,2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-	0,1
	<i>Typha angustifolia</i>	-	0,2
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	0,2	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-	-
	<i>Typha angustifolia</i>	-	-
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	-	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-	-
	<i>Typha angustifolia</i>	-	-

Légende : - : inférieur aux limites de détection

Bloc 2			
concentration	espèce	P-Crésol	Phenol singuliers
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	0,1
	<i>Phragmites australis australis</i>	-	0,2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-	0,1
	<i>Typha angustifolia</i>	-	0,2
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	0,2	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-	-
3	<i>Typha angustifolia</i>	-	-
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	0,2

<i>Phragmites australis australis</i>	-	0,3
<i>Phragmites australis americanus</i>	-	-
<i>Typha angustifolia</i>	-	0,1

Légende : - : inférieur aux limites de détection,

Bloc 3

concentration	espèce	P-Crésol	Phenol singuliers
	<i>Phalaris arundinacea</i>		
	<i>Phragmites australis australis</i>	0,2	0,2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-	0,1
1	<i>Typha angustifolia</i>	-	0,1
	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	-	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	0,1	-
2	<i>Typha angustifolia</i>	-	-
	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	0,2
	<i>Phragmites australis australis</i>	0,3	0,3
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-	-
3	<i>Typha angustifolia</i>	-	0,2

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Teneur en contaminants dans les parties aériennes des plantes après 70 jours d'exposition (mg/kg)

Bloc 1

concentration	espèce	Phenol singuliers
	<i>Phalaris arundinacea</i>	0,1
	<i>Phragmites australis australis</i>	0,1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	0,1
1	<i>Typha angustifolia</i>	0,1
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	0,2

	<i>Phragmites australis australis</i>	0,2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	0,2
	<i>Typha angustifolia</i>	0,2
	<i>Phalaris arundinacea</i>	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-
3	<i>Typha angustifolia</i>	-

Légende : - : inférieur aux limites de détection

Bloc 2

concentration	espèce	Phenol singuliers
	<i>Phalaris arundinacea</i>	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-
1	<i>Typha angustifolia</i>	-
	<i>Phalaris arundinacea</i>	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-
2	<i>Typha angustifolia</i>	-
	<i>Phalaris arundinacea</i>	0,1
	<i>Phragmites australis australis</i>	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	0,2
3	<i>Typha angustifolia</i>	0,1

Légende : - : inférieur aux limites de détection

Bloc 3

concentration	espèce	Phenol singuliers
	<i>Phalaris arundinacea</i>	-
1	<i>Phragmites australis australis</i>	

	<i>Phragmites australis americanus</i>	-
	<i>Typha angustifolia</i>	0,1
	<i>Phalaris arundinacea</i>	
	<i>Phragmites australis australis</i>	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-
2	<i>Typha angustifolia</i>	-
	<i>Phalaris arundinacea</i>	0,1
	<i>Phragmites australis australis</i>	0,2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	0,1
3	<i>Typha angustifolia</i>	0,2

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Teneur en contaminants dans le système racinaire après 35 jours d'exposition (mg/kg)

Bloc 1

concentration	Espèce	As	m-Créosol	p-Crésol	Phéno I	PCP	2,3,4,5-TeCP	2,3,4,6-TeCP	2,4,5-TCP	3,4,5-TCP
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Typha angustifolia</i>	-	-	-	0,4	-	0,2	-	0,2	0,9
	<i>Phalaris arundinacea</i>	15,9	-	-	-	-	-	-	-	0,2
2	<i>Phragmites australis australis</i>	15,4	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	20,5	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Typha angustifolia</i>	24,7	-	0,1	-	-	0,2	-	0,2	1,2
	<i>Phalaris arundinacea</i>	21,5	-	-	-	-	-	-	-	-
3	<i>Phragmites australis australis</i>	59,0	0,1	1,1	-	0,2	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	5,3	-	-	-	-	-	-	-	0,3
	<i>Typha angustifolia</i>	6,9	-	-	0,1	-	-	-	-	0,6

Légende : - : inférieur aux limites de détection

Bloc 2

concentration	Espèce	As	m-Créosol	p-Crésol	Phéno I	PCP	2,3,4,5-TeCP	2,3,4,6-TeCP	2,4,5-TCP	3,4,5-TCP
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-	1,0	1,3	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	0,9

	<i>Phragmites australis</i>									
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-	-	1,9	1,3	-	0,3	-	0,2	1,7
	<i>Typha angustifolia</i>	-	-	-	0,3	-	-	-	-	-
	<i>Phalaris arundinacea</i>	23,2	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	28,7	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	18,6	-	0,1	-	0,3	0,6	-	0,4	1,7
2	<i>Typha angustifolia</i>	14,2	-	-	-	-	-	-	-	0,2
	<i>Phalaris arundinacea</i>	12,6	-	-	0,1	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	39,1	-	0,3	0,1	-	-	-	-	0,2
	<i>Phragmites australis americanus</i>	25,5	-	-	0,1	0,7	0,5	-	-	2,0
3	<i>Typha angustifolia</i>	41,5	-	0,2	0,1	0,3	0,4	-	-	1,4

Légende : - : inférieur aux limites de détection

Bloc 3										
concentrati on	Espèce	As	m- Créosol	p- Créosol	Phéno I	PCP	2,3,4,5- TeCP	2,3,4,6- TeCP	2,4,5- TCP	3,4,5- TCP
	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	-	-	-	0,2	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	-	-	1	0,8	0,2	0,9	0,1	0,6	3,5
1	<i>Typha angustifolia</i>	-	-	-	0,2	-	-	-	-	-
	<i>Phalaris arundinacea</i>	7	-	-	-	-	-	-	-	-
2	<i>Phragmites australis</i>	12,9	-	-	-	-	-	-	-	0,1

	<i>Phragmites australis</i>									
	<i>Phragmites australis americanus</i>	26,1	-	-	-	-	0,1	-	0,2	0,6
	<i>Typha angustifolia</i>	10,2	-	0,1	-	-	-	-	-	0,3
	<i>Phalaris arundinacea</i>	14,9	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	55,8	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	35,8	-	-	0,1	0,6	0,6	-	0,2	1,3
3	<i>Typha angustifolia</i>	54,2	-	-	0,1	0,8	0,6	-	0,1	0,6

Légende : - : inférieur aux limites de détection

Teneur en contaminants dans le système racinaire des plantes après 70 jours d'exposition (mg/kg)

		Bloc 1									
concentration	espèce	As	p-créosol	phénol	3-MCP	2,6+3,5-DCP	3,4-DCP	PCP	2,3,4,5-TeCP	2,4,5-TCP	3,4,5-TCP
	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	6,9	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis americanus</i>	5,2	0,5	-	-	-	-	-	0,1	-	0,3
1	<i>Typha angustifolia</i>	6	-	0,7	-	-	-	-	0,3	0,3	2,7
	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis australis</i>	5,9	0,2	-	0,1	-	-	-	-	-	1,1
	<i>Phragmites australis americanus</i>	5,1	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
2	<i>Typha angustifolia</i>	-	-	-	-	-	-	0,1	-	-	0,2
3	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-	0,2	-	-	-	-	-	-	0,1

<i>Phragmites australis</i>	6,9	-	0,1	0,2	-	-	-	-	-	0,2
<i>Phragmites australis americanus</i>	5,2	0,5	0,2	1,5	0,8	0,3	0,8	0,4	0,5	3,0
<i>Typha angustifolia</i>	6,0	-	0,2	0,7	0,1	-	-	-	-	0,3

Légende : - : inférieur aux limites de détection

		Bloc 2										
concentrati	on	espèce	As	p- créosol	phén ol	3- MCP	2,6+3,5- DCP	3,4- DCP	PC P	2,3,4,5- TeCP	2,4,5- TCP	3,4,5- TCP
		<i>Phalaris arundinacea</i>	5,7	-	-	-	-	-	-	-	-	0,2
		<i>Phragmites australis australis</i>										
		<i>Phragmites australis americanus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
1		<i>Typha angustifolia</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,2
		<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
		<i>Phragmites australis australis</i>	5,5	-	-	0,2	-	-	0,1	-	-	0,4
		<i>Phragmites australis americanus</i>	-	-	0,1	0,1	0,1	-	0,3	0,6	0,5	3,7
2		<i>Typha angustifolia</i>	-	-	0,1	-	-	-	0,5	0,2	0,1	0,6
		<i>Phalaris arundinacea</i>	12,8	-	-	0,3	-	0,1	-	-	-	0,2
		<i>Phragmites australis australis</i>	14,5	0,3	0,1	0,9	0,3	0,5	0,1	-	-	1,5
		<i>Phragmites australis americanus</i>	8,8	0,1	0,1	0,8	0,2	0,1	0,2	0,2	0,2	1,7
3		<i>Typha angustifolia</i>	21,6	-	-	-	-	-	0,1	-	-	0,1

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

Bloc 3

concentrati on	espèce	As	p- créosol	phén ol	3- MCP	2,6+3,5- DCP	3,4- DCP	PC P	2,3,4,5- TeCP	2,4,5- TCP	3,4,5- TCP
1	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis</i>	-	-	-	-	-	-	-	0,1	-	0,4
	<i>Typha angustifolia</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
2	<i>Phalaris arundinacea</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Phragmites australis</i>	7,1	0,1	0,2	-	-	-	0,2	0,5	0,5	2,6
	<i>Phragmites australis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,1
	<i>Typha angustifolia</i>	-	-	0,1	0,5	0,1	-	0,2	0,2	0,2	0,9
	<i>Phalaris arundinacea</i>	21,0	-	-	0,8	-	0,2	-	-	-	0,1
3	<i>Phragmites australis</i>	14,7	0,6	0,2	0,5	-	-	0,2	0,1	-	0,3
	<i>Phragmites australis</i>	18,3	0,5	0,2	0,2	0,3	-	0,5	0,5	0,4	2,6
	<i>Typha angustifolia</i>	11,9	0,1	-	1,2	0,7	-	1,0	0,4	0,2	1,0

Légende : - : inférieur aux limites de détection

Paramètres chimiques de l'expérience en pots

Ph (unités de Ph)

date	C1			C2			C3			C0		
	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3
09-août	7,17	7,01	7,17	7,45	7,49	7,50	7,28	7,53	7,45	7,52	7,32	7,37
15-août	6,86	6,98	6,91	7,01	6,84	7,03	7,33	7,26	7,37	7,53	7,54	7,68

Potentiel Redox (mV)

date	C1			C2			C3			C0		
	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3
09-août	-88,29	-82,6	-40,5	-55,2	-49,9	-40,9	-74,6	-45,7	-38,5	-65,8	-41,7	-38
15-août	-14,1	-10,2	-10	-15,5	-9,7	-10,6	-12,3	-11,1	-8,2	-20,9	-15	-14,8

Conductivité (µS/cm)

date	C1			C2			C3			C0		
	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3
09-août	0,285	0,311	0,348	0,263	0,326	0,313	0,29	0,29	0,33	0,295	0,276	0,307
15-août	0,308	0,272	0,302	0,265	0,287	0,001	0,235	0,23	0,219	0,203	0,208	0,197

Température (°C)

date	C1			C2			C3			C0		
	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3	bloc 1	bloc 2	bloc 3
09-août	23,8	23,9	24,5	23,8	24,2	24,4	23,7	24,3	24,3	24,3	24,4	24,6
15-août	17,8	17,1	17,2	17,3	17	17,8	17,4	17,3	17,5	17,3	17,2	17,1

ANNEXE 4 : RÉSULTATS DES ANALYSES STATISTIQUES, EXPÉRIENCES EN POTS

Résultat des ANOVA multifactorielles

		<i>Phalaris arundinaceae</i>	<i>Phragmites australis australis</i>	<i>Phragmites australis americanus</i>	<i>Typha angustifolia</i>
biomasse aérienne	moitié 1	0,0819	0,8102	0,5999	0,9969
	moitié 2	0,101	0,5613	0,2192	0,156
biomasse racinaire	moitié 1	0,4345	0,6731	0,328	0,6451
	moitié 2	0,1509	0,7061	0,3108	0,8233
chlorophylle 22 juillet	moitié 1 et 2	0,8452	0,8897	0,9092	0,8934
chlorophylle 10 août	moitié 1 et 2	0,2912	0,7051	0,2223	0,0685
chlorophylle 13 septembre	moitié 2	0,9195	0,7456	0,8754	0,9606
conductance stomatique 22 juillet	moitié 1 et 2	-	0,0753	0,6673	0,9447
conductance stomatique 10 août	moitié 1 et 2	0,3043	0,3293	0,711	0,643
conductance stomatique 13 septembre	moitié 2	0,4915	0,7215	0,0192*	0,423
nombre de tiges corrigé 29 juillet	moitié 1 et 2	0,0942	0,7106	0,7755	0,3692
nombre de tiges corrigé 9 août	moitié 1 et 2	0,6718	0,5822	0,9112	0,4279
nombre de tiges corrigé 26	moitié 2	0,8604	0,1965	0,6914	0,5576

août					
nombre de tiges corrigé 10 septembre	moitié 2	0,4711	0,146	0,826	0,7096
hauteur de tige moyenne 29 juillet	moitié 1 et 2	0,1485	0,158	0,0335*	0,6698
hauteur de tige moyenne 9 août	moitié 1 et 2	0,1366	0,1326	0,8636	0,5335
hauteur de tige moyenne 26 août	moitié 2	0,7633	0,8313	0,027*	0,3082
hauteur de tige moyenne 10 septembre	moitié 2	0,6297	0,8282	0,1122	0,4454

Légende : * Résultat statistiquement significatif

Résultats des tests de Kruskal-Wallis

en fonction de l'espèce				
		C1	C2	C3
bioaccumulation arsenic	moitié 1	1	0,633	0,129
	moitié 2	0,5296	0,0254*	0,9634
bioaccumulation somme phénols chlorés	moitié 1	0,2932	0,1604	0,0263*
	moitié 2	0,1231	0,0886	0,141
bioaccumulation pentachlorophénol racines	moitié 1	0,3916	0,3916	0,2495
	moitié 2	1	0,1619	0,1109
bioaccumulation tétra-chlorophénol racines	moitié 1	0,1724	0,2239	0,1529
	moitié 2	0,3396	0,5748	0,0773
bioaccumulation tri-chlorophénol racines	moitié 1	0,2932	0,1604	0,027*
	moitié 2	0,1247	0,0862	0,0423*
bioaccumulation di-chlorophénol racines	moitié 1	1	1	1

	moitié 2	1	0,5319	0,343
bioaccumulation mono-3-chlorophénol racines	moitié 1	1	1	1
	moitié 2	1	0,4689	0,7893
bioaccumulation phénols singuliers racines	moitié 1	0,4555	1	0,3264
	moitié 2	0,4459	0,5027	0,4593
bioaccumulation phénol singuliers parties aériennes	moitié 1	0,1259	1	0,262
	moitié 2	0,8415	0,981	0,9232
bioaccumulation P-créosol racines	moitié 1	0,196	0,2139	0,1724
	moitié 2	0,4459	0,0879	0,1003
bioaccumulation p-créosol aérien	moitié 1	0,4459	0,1702	0,3916
	moitié 2	1	1	1
bioaccumulation m-créosol racines	moitié 1	1	1	0,3916
	moitié 2	1	1	1
bioaccumulation dichloro-2,6+3,5-phénols racines	moitié 1	1	1	1
	moitié 2	1	0,5319	0,1277
bioaccumulation dichloro-3,4-phénols racines	moitié 1	1	1	1
	moitié 2	1	1	0,4558
bioaccumulation trichloro-2,4,5-phénols racines	moitié 1	0,196	0,196	0,5296
	moitié 2	0,4459	0,5786	0,0317*
bioaccumulation trichloro-3,4,5-phénols racines	moitié 1	0,2932	0,1604	0,0279*
	moitié 2	0,1247	0,0827	0,0423*
bioaccumulation tetrachloro-2,3,4,5-phénols racines	moitié 1	0,1724	0,2239	0,1529
	moitié 2	0,3396	0,5748	0,0773
bioaccumulation tetrachloro-2,3,4,6-phénols racines	moitié 1	0,3916	1	1
	moitié 2	1	1	1

Légende : * Résultat statistiquement significatif

en fonction de la concentration					
mg/kg de masse sèche		<i>Phalaris arundinaceae</i>	<i>Phragmites australis australis</i>	<i>Phragmites australis americanus</i>	<i>Typha angustifolia</i>
bioaccumulation arsenic	moiti é 1	0,0605	0,0423*	0,0605	0,0552
	moiti é 2	0,1988	0,0379*	0,0347**	0,0221***
bioaccumulation somme phénols chlorés	moiti é 1	0,3679	0,6158	0,7903	0,1456
	moiti é 2	0,0625	0,1164	0,1664	0,6606
bioaccumulation pentachlorophénol racines	moiti é 1	1	0,3679	0,363	0,1054
	moiti é 2	1	0,3545	0,0625	0,1093
bioaccumulation tétra-chlorophénol racines	moiti é 1	1	1	0,992	0,3642
	moiti é 2	1	0,6671	0,2729	0,9476
bioaccumulation tri-chlorophénol racines	moiti é 1	0,3679	0,9392	0,9041	0,3576
	moiti é 2	0,1181	0,093	0,2253	0,9041
bioaccumulation di-chlorophénol racines	moiti é 1	1	1	1	1
	moiti é 2	0,1054	0,4346	0,0347*	0,2359
bioaccumulation mono-3-	moiti	1	1	1	1

chlorophénol racines	é 1				
	moiti é 2	0,1054	0,069	0,0347*	0,1988
bioaccumulation phénols singuliers racines	moiti é 1	0,558	0,558	0,1882	0,0211*
	moiti é 2	0,3679	0,1978	0,0443*	0,9476
bioaccumulation phénol singuliers parties aériennes	moiti é 1	0,1423	0,114	0,0183*	0,0799
	moiti é 2	0,7018	1	0,6559	0,8478
bioaccumulation P-créosol racines	moiti é 1	0,3679	0,1054	0,1988	0,3252
	moiti é 2	1	0,2833	0,0211*	0,558
bioaccumulation p-créosol aérien	moiti é 1	1	0,8007	0,3679	1
	moiti é 2	1	1	1	1
bioaccumulation m-créosol racines	moiti é 1	1	0,3679	1	1
	moiti é 2	1	1	1	1
bioaccumulation dichloro-2,6+3,5- phénols racines	moiti é 1	1	1	1	1
	moiti é 2	1	0,4346	0,0347*	0,2359
bioaccumulation dichloro-3,4-phénols racines	moiti é 1	1	1	1	1
	moiti	0,1054	0,4346	0,1054	1

	é 2				
bioaccumulation trichloro-2,4,5-phénols racines	moiti é 1	1	1	0,5399	0,9535
	moiti é 2	1	0,4346	0,1207	0,8858
bioaccumulation trichloro-3,4,5-phénols racines	moiti é 1	0,3679	0,9392	0,7288	0,3231
	moiti é 2	0,1181	0,093	0,2253	0,9041
bioaccumulation tetrachloro-2,3,4,5-phénols racines	moiti é 1	1	1	0,922	0,3642
	moiti é 2	1	0,6671	0,2729	0,9476
bioaccumulation tetrachloro-2,3,4,6-phénols racines	moiti é 1	1	1	0,3679	1
	moiti é 2	1	1	1	1

Légende : * Résultat statistiquement significatif

ANNEXE 5: DONNÉES BRUTES, MARAIS IRBV ET BASSIN DE SAULES

Campagne de suivi environnemental 1 : 6 juin 2013

Identification de l'échantillon	unité	l.d.	point 2: affluent	point 8: <i>T.</i> <i>angustifolia</i>	point 9: <i>P.</i> <i>australis</i> <i>australis</i>	point 10: <i>P.</i> <i>arundinacea</i>	point 11: <i>P.</i> <i>australis</i> <i>americanus</i>	point 12: entrée saules	point 13: sortie saules
HAP*									
Benzo (a) anthracène	µg/L		0,1	-				-	
Benzo (b,j,k) fluoranthène	µg/L		0,1	-				-	
Benzo (b) fluoranthène	µg/L		0,1	-				-	
Benzo (j) fluoranthène	µg/L		0,1	-				-	
Benzo (k) fluoranthène	µg/L		0,1	-				-	
Benzo (a) pyrène	µg/L		0,01	0,02				-	
Chrysène	µg/L		0,1	-				-	
Dibenzo (a,h) anthracène	µg/L		0,1	-				-	
Dibenzo (a,i) pyrène	µg/L		0,1	-				-	
Indéno (1,2,3-cd) pyrène	µg/L		0,1	-				-	
Sommation des HAP - A (eau usée, CMM)	µg/L		0,1	-				-	
Acénaphène	µg/L		0,1	0,2				-	
Anthracène	µg/L		0,1	0,2				-	
Benzo (g,h,i) pérylène	µg/L		0,1	-				-	
Benzo (e) pyrène	µg/L		0,1	-				-	
Fluoranthène	µg/L		0,1	0,3				-	
Fluorène	µg/L		0,1	0,2				-	
Naphtalène	µg/L		0,1	2,6				-	

Phénanthrène	µg/L	0,1	0,3					-	
Pyrène	µg/L	0,1	0,3					-	
Sommation des HAP - B (eau usée, CMM)	µg/L	0,1	4,1					-	
Acénaphthène-D10	%		83					77	
Fluoranthène-D10	%		83					75	
Pérylène-D12	%		73					65	

Phénols**

ortho-Crésol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
para-Crésol	µg/L	1	4,2	29,7	31,6	35,7	52,8	32,6	4,9
m-Crésol	µg/L	1	1,1	-	-	-	1,1	-	-
2,4-diméthylphénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
4-nitrophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Phénol	µg/L	1	10,3	14,2	8,9	10,3	24,1	9,6	8
2-chlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
3-chlorophénol	µg/L	1	2	2	9,8	11	15,3	-	-
4-chlorophénol	µg/L	1	-	-	8	-	-	-	-
2,3-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,4 + 2,5-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,6-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
3,4-dichlorophénol	µg/L	1	-	1,4	1,8	2,1	3,2	-	-
3,5-dichlorophénol	µg/L	1	-	1,4	1,2	1,3	-	-	-
Pentachlorophénol	µg/L	1	1,9	-	-	-	-	-	-
2,3,4,6-tetrachlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,3,5,6-tetrachlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,4,5-trichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,4,6-trichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Sommation des composés phénoliques chlorés	µg/L	1	3,9	4,8	20,8	14,4	18,5	-	-

Phénol-D5	%	98	112	99	97	95	96	103
2-Fluorophénol	%	93	103	95	95	90	95	100
2,6-dibromophénol	%	89	92	85	89	81	86	88
2,4,6-tribromophénol	%	102	124	114	119	111	118	117

Dioxines et Furanes***

2,3,7,8-Tetra CDD	pg/L	5,8	<0.4	<0.4	<0.4	<0.4	<0.3	<0.3
1,2,3,7,8-Penta CDD	pg/L	119	1,3	0,8	1,4	1	<0.5	<0.2
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD	pg/L	238	2,5	1,3	3,5	1,9	<0.7	<0.3
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD	pg/L	430	3,9	2,3	6	3,6	<0.7	<0.2
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD	pg/L	767	8,8	4,1	9,7	12,6	<0.7	<0.3
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD	pg/L	8870	126	75,5	221	107	12	0,7
Octa CDD	pg/L	39600	654	544	1600	749	85,9	3,8
2,3,7,8-Tetra CDF	pg/L	2,7	<0.2	<0.4	<0.3	<0.2	<0.5	<0.2
1,2,3,7,8-Penta CDF	pg/L	<0.6	<0.4	1,9	<0.8	<0.4	<0.8	<0.4
2,3,4,7,8-Penta CDF	pg/L	9,5	0,3	0,5	<0.8	<0.4	<0.8	<0.3
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF	pg/L	62,1	0,6	1	1,5	0,6	<0.6	<0.3
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	115	2,2	1,3	1,8	1,2	<0.6	<0.2
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	137	1,9	1,5	2,6	2	<0.6	0,2
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF	pg/L	69,4	1,1	1,2	<0.6	1,8	<0.5	<0.2
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF	pg/L	2320	25,8	19,6	52,2	24,5	4,2	<0.3
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF	pg/L	89	1,5	1,2	2,1	1	<0.8	<0.3
Octa CDF	pg/L	5610	50	56,3	172	74,6	15,2	0,9
Sommation des Tétrachlorodibenzodioxines	pg/L	63,4	2,8	2,8	0,7	0,9	0,3	<0.3
Sommation des Pentachlorodibenzodioxines	pg/L	541	8,3	5,1	11,3	7,6	1,4	0,8
Sommation des Hexachlorodibenzodioxines	pg/L	4450	55	30,5	65,7	55,7	2,3	0,6
Sommation des Heptachlorodibenzodioxines	pg/L	15300	236	138	381	191	20,9	1,4
Sommation des PCDDs	pg/L	60000	956	720	2060	1000	111	6,5

Sommaton des Tétrachlorodibenzofuranes	pg/L	117	3,3	0,4	2,7	5	0,9	0,5
Sommaton des Pentachlorodibenzofuranes	pg/L	2580	44,5	31	4,6	30,9	1,1	1,2
Sommaton des Hexachlorodibenzofuranes	pg/L	1760	25	17,3	43,2	15,8	4,7	0,5
Sommaton des Heptachlorodibenzofuranes	pg/L	5720	63,1	67,3	136	69,5	13	0,7
Sommaton des PCDFs	pg/L	15800	186	172	359	196	34,8	3,7
2,3,7,8-Tetra CDD (TEF 1.0)	TEQ	5,83	0	0	0	0	0	0
1,2,3,7,8-Penta CDD (TEF 0.5)	TEQ	59,4	0,634	0,375	0,683	0,519	0	0
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	23,8	0,249	0,13	0,354	0,193	0	0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	43	0,388	0,233	0,6	0,358	0	0
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	76,7	0,88	0,41	0,971	1,26	0	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD (TEF 0.01)	TEQ	88,7	1,26	0,755	2,21	1,07	0,12	0,0073 2
Octa CDD (TEF 0.001)	TEQ	39,6	0,654	0,544	1,6	0,75	0,0859	0,0038 1
2,3,7,8-Tetra CDF (TEF 0.1)	TEQ	0,27	0	0	0	0	0	0
1,2,3,7,8-Penta CDF (TEF 0.05)	TEQ	0	0	0,0963	0	0	0	0
2,3,4,7,8-Penta CDF (TEF 0.5)	TEQ	4,75	0,171	0,225	0	0	0	0
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	6,21	0,0634	0,103	0,154	0,0568	0	0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	11,5	0,224	0,133	0,18	0,116	0	0
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	13,7	0,188	0,15	0,256	0,195	0	0,0195
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	6,94	0,115	0,118	0	0,175	0	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ	23,2	0,258	0,196	0,522	0,245	0,0422	0,0024 4
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ	0,895	0,0146	0,012	0,021	0,0143	0	0
Octa CDF (TEF 0.001)	TEQ	5,61	0,05	0,0563	0,172	0,0746	0,0152	0,0008 54
Sommaton des PCDDs et PCDFs (TEQ)	TEQ	410	5,15	3,53	7,72	5,03	0,263	0,0339
13C-2378-TCDF	%	68	66	64	49	69	48	64
13C-12378-PeCDF	%	72	71	63	50	74	50	67

13C-23478-PeCDF	%	72	76	68	59	78	55	72
13C-123478-HxCDF	%	75	78	57	62	80	57	71
13C-123678-HxCDF	%	68	74	62	63	72	60	67
13C-234678-HxCDF	%	70	75	63	65	75	58	69
13C-123789-HxCDF	%	78	79	56	69	79	64	72
13C-1234678-HpCDF	%	77	76	71	56	74	53	68
13C-1234789-HpCDF	%	73	73	70	69	70	64	67
13C-2378-TCDD	%	49	48	61	49	45	49	48
13C-12378-PeCDD	%	77	80	76	59	82	55	75
13C-123478-HxCDD	%	62	64	60	63	45	58	60
13C-123678-HxCDD	%	79	83	57	69	82	61	75
13C-1234678-HpCDD	%	79	75	72	63	73	59	67
13C-OCDD	%	77	69	62	51	65	46	61

Analyses Inorganiques

Chlorures	mg/ L	4	4	5	5	5	5	8
DCO	mg/ L	939	160	159	240	261	222	48
Fluorures	mg/ L	0,1	-	-	-	-	-	0,1
pH	pH	6,1	6,52	6,96	7,07	6,85	7,1	7,06
Phénols totaux	mg/ L							0,014
Solides en suspension (MES)	mg/ L	49	34	25	23	25	13	16
Sulfates (Eau Usée)	mg/ L	20	-	-	-	-	37	82
Nitrates	mg/ L	0,035	0,186				-	-

Nitrites (Eau Usée)	mg/ L	0, 5	-					-	-
Carbone organique total	mg/ L		377	58,4	59,4	60	107	61,8	17,5

Metaux **+ Cr hexavalent**

Aluminium	mg/ L	3	-	-	-	-	-	-	-
Argent	mg/ L	0, 02	-	-	-	-	-	-	-
Arsenic	mg/ L	0, 02	0,96	0,1	0,08	0,1	0,11	-	-
Baryum	mg/ L	1	-	-	-	-	-	-	-
Cadmium	mg/ L	0, 01	-	-	-	-	-	-	-
Chrome	mg/ L	0, 01	0,26	0,04	0,03	0,05	0,06	-	-
Chrome hexavalent	ug/L	16	-	-	-	-	-	-	-
Cobalt	mg/ L	1	-	-	-	-	-	-	-
Cuivre	mg/ L	0, 1	0,6	-	-	-	-	-	-
Étain	mg/ L	0, 5	-	-	-	-	-	-	-
Fer	mg/ L	5	-	9	8	8	8	5	6
Manganèse	mg/ L		0,2	0,9	1,5	1,2	1,3	0,5	1,9
Molybdène	mg/ L	0, 5	-	-	-	-	-	-	-
Nickel	mg/ L	0, 01	-	-	-	-	-	0,02	-
Plomb	mg/ L	0,	-	-	-	-	-	-	-

	L	05							
Sélénium	mg/	0,	-	-	-	-	-	-	-
	L	01							
Zinc	mg/	0,	-	-	-	-	-	-	-
	L	5							

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

* HAP analysés selon la méthode de GC-MS

**phénols analysés selon la méthode de GC-MS

*** Dioxines et furanes calculés par GC-MS haute résolution. les facteurs d' équivalence ont été calculés en fonction de l' échelle internationale développée par l' OMS en 1998.

****métaux analysés par ICP-MS

Campagne de suivi environnemental 2 : 18 juillet 2013

Identification de l'échantillon	unit é	l. d.	point 2: affluen t	point 8: <i>T. angustifoli a</i>	point 9: <i>P. australi s australi s</i>	point 10: <i>P. arundinacea</i>	point 11: <i>P. australis americanu s</i>	point 12: entrée saules	point 13: sortie saules
HAP*									
Benzo (a) anthracène	µg/L	0, 1	-						
Benzo (b,j,k) fluoranthène	µg/L	0, 1	-						
Benzo (b) fluoranthène	µg/L	0, 1	-						
Benzo (j) fluoranthène	µg/L	0, 1	-						
Benzo (k) fluoranthène	µg/L	0, 1	-						

Benzo (a) pyrène	μg/L	0,05	-		-
Chrysène	μg/L	0,1	-		-
Dibenzo (a,h) anthracène	μg/L	0,1	-		-
Dibenzo (a,i) pyrène	μg/L	0,1	-		-
Indéno (1,2,3-cd) pyrène	μg/L	0,1	-		-
Sommation des HAP - A (eau usée, CMM)	μg/L	0,1	-		-
Acénaphène	μg/L	0,1	0,2		-
Anthracène	μg/L	0,1	-		-
Benzo (g,h,i) pérylène	μg/L	0,1	-		-
Benzo (e) pyrène	μg/L	0,1	-		-
Fluoranthène	μg/L	0,1	0,2		-
Fluorène	μg/L	0,1	0,2		-
Naphtalène	μg/L	0,1	0,8		-
Phénanthrène	μg/L	0,1	0,3		-
Pyrène	μg/L	0,1	0,2		-
Sommation des HAP - B (eau usée, CMM)	μg/L	0,1	1,9		-
Acénaphène-D10	%		102		96

Fluoranthène-D10	%	98		92
Pérylène-D12	%	94		96

Huiles et graisses totales et minérales

Huiles et graisses totales	mg/ L	-		-
Huiles et graisses minérales	mg/ L	-		-

Hydrocarbures pétroliers C10-C50

Hydrocarbures pétroliers C10 à C50	µg/L	330		130
------------------------------------	------	-----	--	-----

Phénol**

ortho-Crésol	µg/L	1	-	-	-	-	-	1,5	2,5
para-Crésol	µg/L	1	13,4	111	65	87,8	18,7	293	11,8
m-Crésol	µg/L	1	-	5	3,4	3,4	1,6	2,2	1,8
2,4-diméthylphénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
4-nitrophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Phénol	µg/L	1	12,8	20,1	14,7	17,4	8,7	21,1	10,1
2-chlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
3-chlorophénol	µg/L	1	3,4	38,6	24,4	31,5	1,5	5,6	-
4-chlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,3-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,4 + 2,5-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,6-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
3,4-dichlorophénol	µg/L	1	1,1	3,5	2,2	2,7	-	-	-
3,5-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	1,4	-
Pentachlorophénol	µg/L	1	1,3	-	-	-	-	-	-
2,3,4,6-tetrachlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,3,5,6-tetrachlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-

2,4,5-trichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,4,6-trichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Sommation des composés phénoliques chlorés	µg/L	1	5,8	42,1	26,6	34,2	1,5	7	-
Phénol-D5	%		65	80	78	76	80	83	94
2-Fluorophénol	%		79	69	68	65	69	71	80
2,6-dibromophénol	%		98	87	81	81	84	83	92
2,4,6-tribromophénol	%		87	88	86	84	84	91	87

Dioxines et Furanes***

2,3,7,8-Tetra CDD	pg/L	2						<0.8	<0.6
1,2,3,7,8-Penta CDD	pg/L	22						<0.7	<0.7
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD	pg/L	34						<0.8	<0.7
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD	pg/L	56						<1	<0.8
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD	pg/L	76						<0.9	<0.7
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD	pg/L	1040						5	<0.9
Octa CDD	pg/L	6440						23	5,3
2,3,7,8-Tetra CDF	pg/L	<1						<1	<0.8
1,2,3,7,8-Penta CDF	pg/L	3						1	1
2,3,4,7,8-Penta CDF	pg/L	3						1	<0.8
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF	pg/L	15						<1	0,8
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	15						<1	<0.5
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	23						<1	<0.5
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF	pg/L	<3						<1	<0.6
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF	pg/L	251						<0.8	<0.7
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF	pg/L	17						<1	<1
Octa CDF	pg/L	583						<2	<2
Sommation des Monochlorodibenzodioxines	pg/L	3210							
Sommation des Dichlorodibenzodioxines	pg/L	170							

Sommation des Trichlorodibenzodioxines	pg/L	2			
Sommation des Tétrachlorodibenzodioxines	pg/L	18			<0.8 <0.6
Sommation des Pentachlorodibenzodioxines	pg/L	135			<0.7 <0.7
Sommation des Hexachlorodibenzodioxines	pg/L	579			<1 <0.8
Sommation des Heptachlorodibenzodioxines	pg/L	1930			5 <0.9
Sommation des PCDDs	pg/L	12500			28 5,3
Sommation des Monochlorodibenzofuranes	pg/L	11430			
Sommation des Dichlorodibenzofuranes	pg/L	460			
Sommation des Trichlorodibenzofuranes	pg/L	3			
Sommation des Tétrachlorodibenzofuranes	pg/L	49			<1 <0.8
Sommation des Pentachlorodibenzofuranes	pg/L	153			2 1,7
Sommation des Hexachlorodibenzofuranes	pg/L	377			<1 0,8
Sommation des Heptachlorodibenzofuranes	pg/L	687			1 <1
Sommation des PCDFs	pg/L	13740			4 3
2,3,7,8-Tetra CDD (TEF 1.0)	TEQ	2,03			0 0
1,2,3,7,8-Penta CDD (TEF 1.0)	TEQ	21,6			0 0
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	3,36			0 0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	5,61			0 0
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	7,58			0 0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD (TEF 0.01)	TEQ	10,4			0,0494 0
Octa CDD (TEF 0.0001)	TEQ	0,644			0,0022 0,0005
2,3,7,8-Tetra CDF (TEF 0.1)	TEQ	0			8 33
1,2,3,7,8-Penta CDF (TEF 0.05)	TEQ	0,139			0 0
2,3,4,7,8-Penta CDF (TEF 0.5)	TEQ	1,67			0,0556 0,0507
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	1,48			0,568 0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	1,54			0 0,0773
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	2,33			0 0

1,2,3,7,8,9-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	0					0	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ	2,51					0	0
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ	0,167					0	0
Octa CDF (TEF 0.0001)	TEQ	0,0583					0	0
Sommation des PCDDs et PCDFs (TEQ)	TEQ	61,1					0,675	0,129
13C-2378-TCDF	%	50					27	44
13C-12378-PeCDF	%	49					33	46
13C-23478-PeCDF	%	52					36	54
13C-123478-HxCDF	%	55					41	54
13C-123678-HxCDF	%	41					45	58
13C-234678-HxCDF	%	46					42	57
13C-123789-HxCDF	%	49					45	67
13C-1234678-HpCDF	%	43					41	54
13C-1234789-HpCDF	%	49					39	61
13C-2378-TCDD	%	52						43
13C-12378-PeCDD	%	59						44
13C-123478-HxCDD	%	58						57
13C-123678-HxCDD	%	48						53
13C-1234678-HpCDD	%	53						44
13C-OCDD	%	37						36

Analyses inorganiques

Chlorures	mg/ L	187	6	6	6	4	5	7
Carbone organique total	mg/ L	109	78,8	56,2	64,9	11,4	38,4	25,8
Fluorures	mg/ L	0,1	-	-	-	-	0,15	-
Nitrates	mg/ L	0,1	-	-	-	-	0,065	0,179

	L	03							
		5							
Nitrites (Eau Usée)	mg/L	0,5	-					-	-
pH	pH		7,15	6,83	6,86	6,81	7,08	8,14	7,09
Solides en suspension (MES)	mg/L		20	22	26	45	12	12	16
Phénols totaux	mg/L								0,027
Sulfates (Eau Usée)	mg/L	20	786	-	-	-	-	75	-

Metaux**+ CrVI**

Aluminium	mg/L	3	-	-	-	-	-	-	-
Argent	mg/L	0,02	-	-	-	-	-	-	-
Arsenic	mg/L		0,8	0,26	0,19	0,22	0,06	0,02	-
Baryum	mg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Cadmium	mg/L	0,01	-	-	-	-	-	-	-
Chrome	mg/L	0,01	0,08	0,06	0,04	0,05	0,01	-	-
Chrome hexavalent	ug/L	16	-	-	-	-	-	-	-
Cobalt	mg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Cuivre	mg/L	0,1	0,2	0,1	-	-	-	-	-
Étain	mg/L	0,5	-	-	-	-	-	-	-
Fer	mg/L	5	-	6	9	8	8	-	6

Manganèse	mg/L	5	0,2	1	1,4	1,1	0,2	0,4	2
Mercure total	mg/L	0,00	-	-	-	-	-	-	-
Molybdène	mg/L	0,05	-	-	-	-	-	-	-
Nickel	mg/L	0,1	-	-	-	-	-	-	-
Plomb	mg/L	0,05	-	-	-	-	-	-	-
Sélénium	mg/L	0,01	-	-	-	-	-	-	-
Zinc	mg/L	0,05	-	-	-	-	-	-	-

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

* HAP analysés selon la méthode de GC-MS

**phénols analysés selon la méthode de GC-MS

***Dioxines et furanes calculés par GC-MS haute résolution. les facteurs d' équivalence ont été calculés en fonction de l' échelle internationale développée par l' OMS en 1998.

****métaux analysés par ICP-MS

Campagne de suivi environnemental 3 : 29 août 2013

Identification de l'échantillon	unit é	l.d.	point 2: affluent	point 8: <i>T. angustifolia</i>	point 9: <i>P. australis australis</i>	point 10: <i>P. arundinacea</i>	point 11: <i>P. australis americanus</i>	point 12: entrée saules	point 13: sortie saules
Phénols*									

ortho-Crésol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
para-Crésol	µg/L	1	46,7	-	1,1	17,4	1,8	5,8	-
m-Crésol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,4-diméthylphénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
4-nitrophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Phénol	µg/L	1	17,4	1,8	-	-	-	-	-
2-chlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
3-chlorophénol	µg/L	1	1,4	-	-	-	-	-	-
4-chlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,3-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,4 + 2,5-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,6-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
3,4-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
3,5-dichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Pentachlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,3,4,6-tetrachlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,3,5,6-tetrachlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,4,5-trichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
2,4,6-trichlorophénol	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Sommation des composés phénoliques chlorés	µg/L	1	1,4	-	-	-	-	-	-
Phénol-D5	%		81	69	75	76	69	76	76
2-Fluorophénol	%		84	71	76	77	70	76	78
2,6-dibromophénol	%		87	76	78	80	73	80	79
2,4,6-tribromophénol	%		102	123	127	126	113	125	124
Dioxines et Furanes**									
2,3,7,8-Tetra CDD	pg/L		<4					<0.7	<3

1,2,3,7,8-Penta CDD	pg/L	34		<1	<2
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD	pg/L	43		2	<2
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD	pg/L	91		<2	<2
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD	pg/L	107		47	<2
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD	pg/L	1560		345	<4
Octa CDD	pg/L	4830		<4	<2
2,3,7,8-Tetra CDF	pg/L	<3		<0.8	<2
1,2,3,7,8-Penta CDF	pg/L	<3		<0.8	<3
2,3,4,7,8-Penta CDF	pg/L	4		<0.6	<2
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF	pg/L	15		0,8	<2
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	16		<0.6	<2
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	31		<0.6	<2
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF	pg/L	<3		<0.8	<3
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF	pg/L	294		23	<0.6
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF	pg/L	11		<1	<0.9
Octa CDF	pg/L	569		112	<3
Sommation des Tétrachlorodibenzodioxines	pg/L	20		<0.7	<3
Sommation des Pentachlorodibenzodioxines	pg/L	234		2	<2
Sommation des Hexachlorodibenzodioxines	pg/L	1040		7	<2
Sommation des Heptachlorodibenzodioxines	pg/L	3020		70	<4
Sommation des PCDDs	pg/L	9150		424	<4
Sommation des Tétrachlorodibenzofuranes	pg/L	79		2,4	<2
Sommation des Pentachlorodibenzofuranes	pg/L	198		<0.8	<1
Sommation des Hexachlorodibenzofuranes	pg/L	552		18,6	<3

Sommatation des Heptachlorodibenzofuranes	pg/L	677		102	<0.9
Sommatation des PCDFs	pg/L	2070		235	<3
2,3,7,8-Tetra CDD (TEF 1.0)	TEQ	0		0	0
1,2,3,7,8-Penta CDD (TEF 1.0)	TEQ	34,5		0	0
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	4,34		0	0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	9,1		0,19	0
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	10,7		0	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD (TEF 0.01)	TEQ	15,6		0,468	0
Octa CDD (TEF 0.0003)	TEQ	1,45		0,103	0
2,3,7,8-Tetra CDF (TEF 0.1)	TEQ	0		0	0
1,2,3,7,8-Penta CDF (TEF 0.03)	TEQ	0		0	0
2,3,4,7,8-Penta CDF (TEF 0.3)	TEQ	1,3		0	0
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	1,52		0,0805	0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	1,59		0	0
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	3,1		0	0
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	0		0	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ	2,94		0,233	0
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ	0,111		0	0
Octa CDF (TEF 0.0003)	TEQ	0,171		0,0337	0
Sommatation des PCDDs et PCDFs (TEQ)	TEQ	86,4		1,11	0
13C-2378-TCDF	%	71		40	34
13C-12378-PeCDF	%	83		48	43
13C-23478-PeCDF	%	95		53	50
13C-123478-HxCDF	%	88		52	67
13C-123678-HxCDF	%	51		50	67
13C-234678-HxCDF	%	82		54	71
13C-123789-HxCDF	%	88		58	74

13C-1234678-HpCDF	%	82					51	71
13C-1234789-HpCDF	%	92					57	75
13C-2378-TCDD	%	62					41	36
13C-12378-PeCDD	%	81					55	49
13C-123478-HxCDD	%	77					55	75
13C-123678-HxCDD	%	71					58	78
13C-1234678-HpCDD	%	71					58	74
13C-OCDD	%	60					46	65

Analyses Inorganiques

Chlorures	mg/ L		32	4	4	4	3	44	18
DCO	mg/ L		378	66	42	22	44	76	65
Fluorures	mg/ L	0,1	-	0,1	-	-	0,2	0,2	0,1
pH	pH		6,74	7,48	7,23	7,07	7,05	7,62	6,97
Solides en suspension (MES)	mg/ L		10	3	3	17	15	4	24
Sulfates (Eau Usée)	mg/ L	20	78	-	-	-	-	112	137
Nitrates	mg/ L	0,035	-					0,039	-
Nitrites (Eau Usée)	mg/ L	0,5	-					-	-
Carbone organique total	mg/ L		112	20,1	10,9	10	12,5	23	19,8
Phénols totaux	mg/ L								0,015

Métaux***

Aluminium	mg/ L	3	-	-	-	-	-	-	-
-----------	----------	---	---	---	---	---	---	---	---

Argent	mg/ L	0,02	-	-	-	-	-	-	-
Arsenic	mg/ L	0,02	0,57	0,04	0,03	0,06	0,13	0,06	-
Baryum	mg/ L	1	-	-	-	-	-	-	-
Cadmium	mg/ L	0,01	-	-	-	-	-	-	-
Chrome	mg/ L	0,01	0,13	0,01	-	-	0,01	-	-
Chrome hexavalent	ug/L	16	-	-	-	-	-	-	-
Cuivre	mg/ L	0,1	0,4	-	-	-	-	-	-
Cobalt	mg/ L	1	-	-	-	-	-	-	-
Étain	mg/ L	0,5	-	-	-	-	-	-	-
Fer	mg/ L	5	-	-	-	6	11	-	10
Manganèse	mg/ L	0,5	0,1	0,4	0,2	0,4	0,9	0,5	2,4
Molybdène	mg/ L	0,0001	-	-	-	-	-	-	-
Mercure total	mg/ L	0,01	-	-	-	-	-	-	-
Nickel	mg/ L	0,01	-	0,01	-	-	-	-	-
Plomb	mg/ L	0,05	-	-	-	-	-	-	-
Sélénium	mg/ L	0,01	-	-	-	-	-	-	-
Zinc	mg/ L	0,5	-	-	-	-	-	-	-

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

*phénols analysés selon la méthode de GC-MS

**Dioxines et furanes calculés par GC-MS haute résolution. les facteurs d' équivalence ont été calculés en fonction de l' échelle internationale développée par l' OMS en 1998.

***métaux analysés par ICP-MS

Campagne de suivi environnemental 4 : 3 octobre 2013

Identification de l'échantillon	unit é	l.d.	point 2: affluent	point 8: <i>T. angustifolia</i>	point 9: <i>P. australis australis</i>	point 10: <i>P. arundinacea</i>	point 11: <i>P. australis americanus</i>	point 12: entrée saules	point 13: sortie saules
Phénols*									
ortho-Crésol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
para-Crésol	µg/L	1.0	9,9	-	-	-	-	395	-
m-Crésol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	1,3	-
2,4-diméthylphénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
4-nitrophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
Phénol	µg/L	1.0	3,1	-	-	-	-	7,4	-
2-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3-chlorophénol	µg/L	1.0	3,2	-	-	-	-	5,6	-
4-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4 + 2,5-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,6-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3,4-dichlorophénol	µg/L	1.0	1,5	-	-	-	-	-	-

3,5-dichlorophénol	µg/L	1.0	1,3	-	-	-	-	1,3	-
Pentachlorophénol	µg/L	1.0	1,8	4,3	2,6	5,6	4,6	-	-
2,3,4,6-tetrachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3,5,6-tetrachlorophénol	µg/L	1.0	-	2	2,4	1,6	1,3	-	-
2,4,5-trichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4,6-trichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
Sommation des composés phénoliques chlorés	µg/L	1.0	7,8	6,3	5	7,2	5,9	6,9	-
Phénol-D5	%		82	81	89	90	93	89	96
2-Fluorophénol	%		88	85	92	93	95	89	97
2,6-dibromophénol	%		85	80	84	88	90	85	88
2,4,6-tribromophénol	%		110	113	119	139	138	135	130

Dioxines et Furanes **

2,3,7,8-Tetra CDD	pg/L	4						<1	<2
1,2,3,7,8-Penta CDD	pg/L	47						<0.9	<1
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD	pg/L	59						<2	<2
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD	pg/L	91						<1	<1
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD	pg/L	157						3	<2
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD	pg/L	1110						55	<2
Octa CDD	pg/L	2730						392	11
2,3,7,8-Tetra CDF	pg/L	<2						<0.9	<1
1,2,3,7,8-Penta CDF	pg/L	2						<1	<1
2,3,4,7,8-Penta CDF	pg/L	4						<0.9	<0.9
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF	pg/L	17						<1	1,1
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	19						<1	<0.7
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	25						<1	<0.7
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF	pg/L	<2						<2	<1

1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF	pg/L	259		20	<0.9
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF	pg/L	11		<2	<1
Octa CDF	pg/L	218		63	<2
Sommation des Tétrachlorodibenzodioxines	pg/L	35		<1	<2
Sommation des Pentachlorodibenzodioxines	pg/L	340		1,7	2
Sommation des Hexachlorodibenzodioxines	pg/L	1280		13	<2
Sommation des Heptachlorodibenzodioxines	pg/L	2300		94	<2
Sommation des PCDDs	pg/L	6680		501	15
Sommation des Tétrachlorodibenzofuranes	pg/L	78		1,8	<1
Sommation des Pentachlorodibenzofuranes	pg/L	124		<1	<1
Sommation des Hexachlorodibenzofuranes	pg/L	471		12	2
Sommation des Heptachlorodibenzofuranes	pg/L	582		69	<1
Sommation des PCDFs	pg/L	1470		145	4
2,3,7,8-Tetra CDD (TEF 1.0)	TEQ	1,09		0	0
1,2,3,7,8-Penta CDD (TEF 1.0)	TEQ	47		0	0
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	5,92		0	0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	9,06		0	0
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ	15,7		0,277	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD (TEF 0.01)	TEQ	11,1		0,546	0
Octa CDD (TEF 0.0003)	TEQ	0,818		0,118	0,0033
2,3,7,8-Tetra CDF (TEF 0.1)	TEQ	0		0	0
1,2,3,7,8-Penta CDF (TEF 0.03)	TEQ	0,0662		0	0
2,3,4,7,8-Penta CDF (TEF 0.3)	TEQ	1,3		0	0

1,2,3,4,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	1,73						0	0,107
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	1,92						0	0
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	2,49						0	0
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ	0						0	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ	2,59						0,202	0
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ	0,112						0	0
Octa CDF (TEF 0.0003)	TEQ	0,0654						0,0189	0
Sommation des PCDDs et PCDFs (TEQ)	TEQ	104						1,16	0,111
13C-2378-TCDF	%	32						37	33
13C-12378-PeCDF	%	43						39	41
13C-23478-PeCDF	%	47						43	48
13C-123478-HxCDF	%	50						46	48
13C-123678-HxCDF	%	54						50	60
13C-234678-HxCDF	%	54						48	57
13C-123789-HxCDF	%	57						50	55
13C-1234678-HpCDF	%	51						43	47
13C-1234789-HpCDF	%	49						40	43
13C-2378-TCDD	%	45						51	50
13C-12378-PeCDD	%	60						56	63
13C-123478-HxCDD	%	65						58	64
13C-123678-HxCDD	%	78						69	88
13C-1234678-HpCDD	%	67						53	62
13C-OCDD	%	62						40	49

Analyses Inorganiques


Chlorures	mg/ L	1	10	9	9	9	10	20	27
Fluorures	mg/ L	0.10	-	-	-	-	-	-	-

Nitrates	mg/ L	0.035	-					-	-
Nitrites (Eau Usée)	mg/ L	0.5	-					-	-
Sulfates (Eau Usée)	mg/ L	20	-	-	-	26	34	103	41
Carbone organique total	mg/ L	1.0	101	76,5	73,5	79,3	72,9	36,3	44,9
DCO	mg/ L	5	325	239	229	248	240	138	51
pH	pH	NA	6,59	6,77	6,69	6,77	6,85	7,88	6,94
Solides en suspension (MES)	mg/ L	2	11	17	26	15	15	14	13
Phénols totaux	mg/ L						0.002		0,011

Métaux ***

Aluminium	mg/ L	3	-	-	-	-	-	-	-
Argent	mg/ L	0.02	-	-	-	-	-	-	-
Arsenic	mg/ L	0.02	0,43	0,48	0,61	0,41	0,33	0,1	-
Baryum	mg/ L	1	-	-	-	-	-	-	-
Cadmium	mg/ L	0.01	-	-	-	-	-	-	-
Chrome	mg/ L	0.01	0,09	0,04	0,05	0,04	0,04	-	-
Chrome hexavalent	ug/L	16	-	-	-	-	-	-	-
Cobalt	mg/ L	1	-	-	-	-	-	-	-
Cuivre	mg/ L	0.1	0,4	0,1	0,1	0,2	0,2	-	-

Étain	mg/ L	0.5	-	-	-	-	-	-	-
Fer	mg/ L	5	-	-	7	-	-	-	6
Manganèse	mg/ L	0.1	0,2	0,7	0,8	0,7	0,7	0,7	1
Mercure total	mg/ L	0.0001	-	-	-	-	-	-	-
Molybdène	mg/ L	0.5	-	-	-	-	-	-	-
Nickel	mg/ L	0.01	-	-	-	-	-	-	-
Plomb	mg/ L	0.05	-	-	-	-	-	-	-
Sélénium	mg/ L	0.01	-	-	-	-	-	-	-
Zinc	mg/ L	0.5	-	-	-	-	-	-	-

Légende : - : inférieur aux limites de détection,  : donnée non-disponible

*phénols analysés selon la méthode de GC-MS

**Dioxines et furanes calculés par GC-MS haute résolution. les facteurs d' équivalence ont été calculés en fonction de l' échelle internationale développée par l' OMS en 1998.

***métaux analysés par ICP-MS

Campagne de suivi environnemental 1: 11 juin 2014

Identification de l'échantillon	unité	l.d.	point 2: affluent	point 8: <i>T. angustifolia</i>	point 9: <i>P. australis australis</i>	point 10: <i>P. arundinacea</i>	point 11: <i>P. australis americanus</i>	point 12: entrée saules	point 13: sortie saules
Phénols*									
ortho-Crésol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
para-Crésol	µg/L	1.0	11,2	4,7	7,3	11,8	17,2	4,9	-
m-Crésol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4-diméthylphénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
4-nitrophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
Phénol	µg/L	1.0	10,5	-	8,6	1,6	-	-	-
2-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3-chlorophénol	µg/L	1.0	4,1	-	-	-	-	-	-
4-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4 + 2,5-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,6-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3,4-dichlorophénol	µg/L	1.0	2,8	-	-	-	-	-	-
3,5-dichlorophénol	µg/L	1.0	1,3	-	-	-	-	-	-
Pentachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3,4,6-tétrachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3,5,6-tétrachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4,5-trichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4,6-trichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-

Sommaton des composés phénoliques chlorés	µg/L	1.0	8,2	-	-	-	-	-	-
Phénol-D5	%		87	85	96	86	73	107	94
2-Fluorophénol	%		121	129	137	129	104	127	122
2,6-dibromophénol	%		137	127	132	125	96	125	119
2,4,6-tribromophénol	%		128	133	128	128	98	130	125

Dioxines et Furanes**

2,3,7,8-Tetra CDD	pg/L	1	4	<1	<1	<1	<1	<1	<1
1,2,3,7,8-Penta CDD	pg/L	0.8	43	<1	<0.9	1,5	<0.8	<0.9	<0.8
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD	pg/L	0.7	57	<2	3,9	<2	<1	<1	<0.9
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD	pg/L	0.8	115	<2	9,2	2	<1	1	<1
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD	pg/L	0.8	132	<2	11	3	2	<1	<0.9
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD	pg/L	0.8	1860	31	169	45	17	14	<0.9
Octa CDD	pg/L	2	5820	111	645	181	90	79	3
2,3,7,8-Tetra CDF	pg/L	0.3	1,9	<0.6	<1	<1	<0.6	<0.6	1,1
1,2,3,7,8-Penta CDF	pg/L	0.6	5	<1	1,3	<1	<0.7	<0.8	0,8
2,3,4,7,8-Penta CDF	pg/L	0.6	4,6	<0.9	0,8	<0.9	2,0	<0.7	<0.6
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF	pg/L	2	21	2	3	2	<2	2	<2
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	0.4	17,8	<0.7	1,8	1,3	<0.8	<0.8	<0.5
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	0.5	22,7	<0.7	1,4	<0.9	<0.7	<0.8	<0.5
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF	pg/L	0.8	<2	<1	<0.8	<1	1	<1	<0.8
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF	pg/L	0.6	403	8,3	39	14	6	4,5	<0.6
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF	pg/L	0.9	20	<1	3	2	<2	<1	<0.9
Octa CDF	pg/L	12	1030	22	95	32	22	25	8
Sommaton des Tétrachlorodibenzodioxines	pg/L	1	44	2	3	2	<1	<1	<1
Sommaton des Pentachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	352	3	5,7	7,6	1,8	2,2	1,1
Sommaton des Hexachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	1310	10	64,5	25	9	5	<1

Sommation des Heptachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	3390	56	279	86	31	23	<0.9
Sommation des PCDDs	pg/L	2	10900	181	997	302	132	109	6
Sommation des Tétrachlorodibenzofuranes	pg/L	0.3	88,7	4,0	6	4	4,1	2,5	4,7
Sommation des Pentachlorodibenzofuranes	pg/L	0.6	233	4	15,8	5	2,5	0,9	2,2
Sommation des Hexachlorodibenzofuranes	pg/L	2	537	13	36	20	8	6	3
Sommation des Heptachlorodibenzofuranes	pg/L	0.9	1110	18	85	32	13	14	<0.9
Sommation des PCDFs	pg/L	12	3000	61	238	93	49	48	18
2,3,7,8-Tetra CDD (TEF 1.0)	TEQ		3,51	0	0	0	0	0	0
1,2,3,7,8-Penta CDD (TEF 1.0)	TEQ		43,5	0	0	1,50	0	0	0
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		5,73	0	0,388	0	0	0	0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		11,5	0	0,923	0,160	0	0,118	0
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		13,2	0	1,06	0,282	0,195	0	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD (TEF 0.01)	TEQ		18,6	0,307	1,69	0,447	0,175	0,145	0
									0,00098
Octa CDD (TEF 0.0003)	TEQ		1,75	0,0332	0,194	0,0544	0,0271	0,0237	3
2,3,7,8-Tetra CDF (TEF 0.1)	TEQ		0,185	0	0	0	0	0	0,111
1,2,3,7,8-Penta CDF (TEF 0.03)	TEQ		0,139	0	0,0390	0	0	0	0,0253
2,3,4,7,8-Penta CDF (TEF 0.3)	TEQ		1,38	0	0,248	0	0,607	0	0
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		2,07	0,229	0,268	0,248	0	0,223	0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		1,78	0	0,178	0,125	0	0	0
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		227	0	0,138	0	0	0	0
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		0	0	0	0	0,127	0	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ		4,03	0,0827	0,391	0,136	0,0615	0,0453	0
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ		0,204	0	0,0290	0,0191	0	0	0
									0,0073
Octa CDF (TEF 0.0003)	TEQ		0,309	0,00657	0,0285	0,00948	0,00672	5	0,00236
Sommation des PCDDs et PCDFs (TEQ)	TEQ		110	0,658	5,58	2,98	1,20	0,561	0,139
13C-2378-TCDF	%		76	78	69	72	68	71	72

13C-12378-PeCDF	%	92	91	86	85	82	86	89
13C-23478-PeCDF	%	77	108	92	93	90	91	93
13C-123478-HxCDF	%	76	69	69	76	70	73	78
13C-123678-HxCDF	%	55	82	69	81	69	73	78
13C-234678-HxCDF	%	53	81	69	77	72	75	77
13C-123789-HxCDF	%	53	72	74	74	74	78	79
13C-1234678-HpCDF	%	86	74	71	70	72	72	91
13C-1234789-HpCDF	%	104	73	86	79	90	91	95
13C-2378-TCDD	%	63	63	57	63	54	57	58
13C-12378-PeCDD	%	82	104	89	91	89	87	68
13C-123478-HxCDD	%	66	67	66	74	67	73	71
13C-123678-HxCDD	%	60	81	64	80	67	72	51
13C-1234678-HpCDD	%	90	69	75	78	77	78	84
13C-OCDD	%	65	42	50	42	51	51	72

Métaux***

Aluminium	µg/L	10	31	10	21	12	15	66	16
Argent	µg/L	0.2	-	-	-	-	-	-	-
Arsenic	µg/L	1	1220	77	183	45	93	37	16
Baryum	µg/L	5	28	73	99	28	92	53	69
Cadmium	µg/L	0.5	-	-	-	-	-	-	-
Chrome	µg/L	1	166	11	38	13	11	7	4
Chrome hexavalent	ug/L	8	11	-	22	-	-	-	-
Cobalt	ug/L	0.5	2,1	-	1,3	-	-	1,7	1,4
Cuivre	µg/L	1	555	7	91	29	27	10	-
Étain	µg/L	5	-	-	-	-	-	-	-
Fer	µg/L	70	4590	4050	6590	1670	6120	4620	4020
Manganèse	µg/L	1	493	449	328	619	1270	510	886

Mercure	ug/L	0.1	-	-	-	-	-	-	-
Molybdène	µg/L	1	2	13	4	21	76	42	24
Nickel	µg/L	1	4	3	4	4	4	23	5
Plomb	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Sélénium	µg/L	1	2	-	2	-	-	1	-
Zinc	µg/L	3	114	6	30	10	12	16	4

Analyses Inorganiques

Carbone organique total	mg/L	0.5	214	35,7	83,1	32,1	47,0	27,3	18,3	
Chlorures	mg/L	0.5	0	9,93	6,33	7,75	6,98	7,79	9,21	8,38
DCO	mg/L - O2	0.1	5	740	118	251	178	174	92	65
Fluorures	mg/L	0.1	0	9,89	1,63	8,20	5,82	5,33	0,18	0,19
Matières en suspension - MES	mg/L	0.0	2	20	15	17	8	18	16	5
Nitrates	mg/L - N	0.0	2	-					0,18	-
Nitrites	mg/L - N	0.0	2	-					-	-
Nitrites - Nitrates	mg/L - N	0.0	4	-					0,19	-
pH	pH	NA	5,99	7,19	6,70	7,11	7,07	7,52	7,05	7,05
Sulfates	mg/L	0.0	0.5	-	11,6	-	10,9	1,99	8,88	2,62
Sulfures totaux	mg/L S-2	0.0	2	0,07	0,62	0,77	0,67	0,15	0,07	0,19

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

*phénols analysés selon la méthode de GC-MS

**Dioxines et furanes calculés par GC-MS haute résolution. les facteurs d' équivalence ont été calculés en fonction de l' échelle internationale développée par l' OMS en 1998.

***métaux analysés par ICP-MS

Campagne de suivi environnemental 2: 31 juillet 2014

Identification de l'échantillon	unité	l.d.	point 2: affluent	point 8: <i>T.</i> <i>angustifolia</i>	point 9: <i>P.</i> <i>australis</i> <i>australis</i>	point 10: <i>P.</i> <i>arundinacea</i>	point 11: <i>P.</i> <i>australis</i> <i>americanus</i>	point 12: entrée saules	point 13: sortie saules
Phénols*									
ortho-Crésol	µg/L	1.0	1,0	-	-	-	-	-	-
para-Crésol	µg/L	1.0	31,8	45,0	30,0	-	-	-	-
m-Crésol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4-diméthylphénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
4-nitrophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
Phénol	µg/L	1.0	8,0	13,9	6,1	7,5	5,4	1,6	5,7
2-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3-chlorophénol	µg/L	1.0	3,6	-	-	-	-	-	-
4-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4 + 2,5-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,6-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3,4-dichlorophénol	µg/L	1.0	1,3	-	-	-	-	-	-
3,5-dichlorophénol	µg/L	1.0	1,4	-	-	-	-	-	-
Pentachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3,4,6-tétrachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3,5,6-tétrachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4,5-trichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4,6-trichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-

Somation des composés phénoliques chlorés	µg/L	1.0	6,3	-	-	-	-	-	-
Phénol-D5	%		105,00	102,00	80,00	117,00	96,00	99,00	105,00
2-Fluorophénol	%		116,00	109,00	95,00	123,00	102,00	108,00	111,00
2,6-dibromophénol	%		122,00	101,00	98,00	112,00	91,00	98,00	92,00
2,4,6-tribromophénol	%		120,00	108,00	111,00	120,00	95,00	102,00	90,00

Dioxines et Furanes**

2,3,7,8-Tetra CDD	pg/L	1	3,00	<1	<2	<3	<3	<3	<2
1,2,3,7,8-Penta CDD	pg/L	0.8	18,00	<1	<3	<3	<4	<3	<2
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD	pg/L	0.7	24,00	<2	<3	<2	<2	<2	<2
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD	pg/L	0.8	42,00	<2	<3	<2	<3	<2	<2
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD	pg/L	0.8	49,00	<2	<3	<2	<2	<2	<2
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD	pg/L	0.8	583,00	<8	17,00	<8	<8	8,00	<8
Octa CDD	pg/L	2	1 500,00	126,00	87,00	21,00	35,00	72,00	<14
2,3,7,8-Tetra CDF	pg/L	0.3	<0.8	<1	<3	<3	<3	<2	<2
1,2,3,7,8-Penta CDF	pg/L	0.6	<2	<0.9	<3	2,00	<2	<2	<2
2,3,4,7,8-Penta CDF	pg/L	0.6	2,00	<0.8	<2	<2	<2	<2	<2
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF	pg/L	2	6,00	<1	2,00	<3	<1	<2	<1
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	0.4	<2	<1	<2	<2	<1	<2	<1
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	0.5	15,00	<1	<2	<3	<1	<2	<1
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF	pg/L	0.8	16,00	<2	<2	<4	<2	<2	<2
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF	pg/L	0.6	107,00	4,0	4,00	<3	<3	4,00	<3
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF	pg/L	0.9	5,00	<5	<5	<5	<5	<5	<5
Octa CDF	pg/L	12	130,00	13,00	12,00	6,00	8,00	16,00	4,00
Somation des Tétrachlorodibenzodioxines	pg/L	1	39,00	<1	2,00	<3	<3	<3	<2
Somation des Pentachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	173,00	<1	<3	<3	<4	<3	<2
Somation des Hexachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	472,00	6,00	3,00	<2	<3	<2	<2

Sommatation des									
Heptachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	1 030,00	23,00	28,00	<8	<8	<8	<8
Sommatation des PCDDs	pg/L	2	3 210,00	155,00	120,00	24,00	42,00	78,00	12,00
Sommatation des Tétrachlorodibenzofuranes	pg/L	0.3	63,3	<1	<3	<3	<3	<2	<2
Sommatation des Pentachlorodibenzofuranes	pg/L	0.6	164,00	<0.9	<3	2,00	2,00	<2	<2
Sommatation des Hexachlorodibenzofuranes	pg/L	2	232,00	5,9	2,00	6,00	10,00	<2	<1
Sommatation des Heptachlorodibenzofuranes	pg/L	0.9	540,00	10,2	<5	<5	<5	<5	<5
Sommatation des PCDFs	pg/L	12	1 130,00	29,00	18,00	17,00	21,00	20,00	4,00
2,3,7,8-Tetra CDD (TEF 1.0)	TEQ		2,69	-	-	-	-	-	-
1,2,3,7,8-Penta CDD (TEF 1.0)	TEQ		18,4	-	-	-	-	-	-
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		2,45	-	-	-	-	-	-
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		4,19	-	-	-	-	-	-
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		4,89	-	-	-	-	-	-
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD (TEF 0.01)	TEQ		5,83	-	0,165	-	-	0,0802	-
Octa CDD (TEF 0.0003)	TEQ		0,449	0,0378	0,0261	0,00618	0,0105	0,0216	-
2,3,7,8-Tetra CDF (TEF 0.1)	TEQ		-	-	-	-	-	-	-
1,2,3,7,8-Penta CDF (TEF 0.03)	TEQ		-	-	-	0,0558	-	-	-
2,3,4,7,8-Penta CDF (TEF 0.3)	TEQ		0,664	-	-	-	-	-	-
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		0,588	-	0,183	-	-	-	-
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		-	-	-	-	-	-	-
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		1,53	-	-	-	-	-	-
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		1,57	-	-	-	-	-	-
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ		1,07	0,0398	0,0448	-	-	0,0380	-
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ		0,0536	-	-	-	-	-	-
Octa CDF (TEF 0.0003)	TEQ		0,0391	0,00382	0,00347	0,00172	0,00231	0,00475	0,00119
Sommatation des PCDDs et PCDFs (TEQ)	TEQ		44,4	0,0814	0,423	0,0638	0,0128	0,145	0,00119
13C-2378-TCDF	%		48,00	54,00	53,00	56,00	63,00	52,00	61,00
13C-12378-PeCDF	%		53,00	63,00	63,00	64,00	68,00	68,00	73,00

13C-23478-PeCDF	%		55,00	69,00	69,00	66,00	72,00	73,00	75,00
13C-123478-HxCDF	%		49,00	69,00	61,00	61,00	69,00	65,00	76,00
13C-123678-HxCDF	%		55,00	73,00	79,00	79,00	80,00	76,00	84,00
13C-234678-HxCDF	%		51,00	72,00	73,00	67,00	72,00	74,00	78,00
13C-123789-HxCDF	%		51,00	69,00	64,00	62,00	69,00	68,00	75,00
13C-1234678-HpCDF	%		54,00	71,00	62,00	73,00	78,00	70,00	83,00
13C-1234789-HpCDF	%		55,00	80,00	66,00	70,00	76,00	75,00	84,00
13C-2378-TCDD	%		49,00	52,00	53,00	60,00	64,00	49,00	66,00
13C-12378-PeCDD	%		65,00	72,00	66,00	61,00	52,00	67,00	61,00
13C-123478-HxCDD	%		60,00	82,00	69,00	70,00	76,00	73,00	86,00
13C-123678-HxCDD	%		63,00	81,00	90,00	73,00	62,00	80,00	71,00
13C-1234678-HpCDD	%		59,00	82,00	73,00	76,00	83,00	82,00	90,00
13C-OCDD	%		58,00	76,00	65,00	83,00	85,00	76,00	95,00

Métaux***

Aluminium	µg/L	10	20,00	0	17,00	15,00	0	53,00	15,00
Argent	µg/L	0.2	-	-	-	-	-	-	-
Arsenic	µg/L	1	1 210,00	62,00	158,00	39,00	55,00	79,00	17,00
Baryum	µg/L	5	24,00	38,00	115,00	67,00	42,00	43,00	82,00
Cadmium	µg/L	0.5	-	-	-	-	-	-	-
Chrome	µg/L	1	62,00	5,00	14,00	3,00	4,00	6,00	2,00
Chrome hexavalent	ug/L	8	10,00	-	-	-	-	-	-
Cobalt	ug/L	0.5	-	-	-	-	-	0,7	1,4
Cuivre	µg/L	1	162,00	2,00	16,00	2,00	2,00	9,00	-
Étain	µg/L	5	-	-	-	-	-	-	-
								4	4
Fer	µg/L	70	1 860,00	758,00	4 440,00	2 090,00	1 090,00	910,00	300,00
Manganèse	µg/L	1	264,00	622,00	859,00	741,00	318,00	316,00	642,00

Mercure	ug/L	0.1	-	-	-	-	-	-	-
Molybdène	µg/L	1	4,00	4,00	20,00	31,00	17,00	27,00	17,00
Nickel	µg/L	1	2,00	3,00	3,00	4,00	3,00	14,00	5,00
Plomb	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Sélénium	µg/L	1	5,00	-	-	-	-	2,00	1,00
Zinc	µg/L	3	41,00	-	6,00	8,00	4,00	9,00	3,00

Analyses Inorganiques

Carbone organique total	mg/L	0.5	101,00	44,8	46,4	31,1	38,5	47,1	51,1
Chlorures	mg/L	0.5	0	12,1	6,9	6,5	6,0	4,6	9,4
DCO	mg/L - O2	5	381,00	52,00	86,00	22,00	44,00	71,00	52,00
Fluorures	mg/L	0.1	0	1,11	0,14	-	0,16	0,13	0,18
Matières en suspension - MES	mg/L	2	-	2,00	11,00	5,00	3,00	17,00	2,00
pH	pH	0.0	2	-	7,34	7,41	7,61	7,49	7,85
Nitrates	mg/L - N	0.0	2	-					-
Nitrites	mg/L - N	0.0	4	7,16					-
Sulfates	mg/L	NA	0,8	3,4	0,9	13,2	4,6	31,3	4,5
Nitrites - Nitrates	mg/L - N	0.0	0.5	0,14					-
Sulfures totaux	mg/L S-2	2	28,00	0,19	0,14	-	0,06	<0.02	0,13

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

*phénols analysés selon la méthode de GC-MS

**Dioxines et furanes calculés par GC-MS haute résolution. les facteurs d' équivalence ont été calculés en fonction de l' échelle internationale développée par l' OMS en 1998.

***métaux analysés par ICP-MS

Campagne de suivi environnemental 3: 11 septembre 2014

Identification de l'échantillon	unité	l.d.	point 2: affluent	point 8: <i>T.</i> <i>angustifolia</i>	point 9: <i>P.</i> <i>australis</i> <i>australis</i>	point 10: <i>P.</i> <i>arundinacea</i>	point 11: <i>P.</i> <i>australis</i> <i>americanus</i>	point 12: entrée saules	point 13: sortie saules
Phénols*									
ortho-Crésol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
para-Crésol	µg/L	1.0	33,5	-	-	-	-	-	-
m-Crésol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4-diméthylphénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
4-nitrophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
Phénol	µg/L	1.0	9,6	-	-	2,4	2,4	2,9	3,1
2-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3-chlorophénol	µg/L	1.0	2,2	-	-	-	-	-	-
4-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4 + 2,5-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,6-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3,4-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3,5-dichlorophénol	µg/L	1.0	3,0	-	-	-	-	-	-
Pentachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3,4,6-tétrachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3,5,6-tétrachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4,5-trichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4,6-trichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-

Somation des composés phénoliques chlorés	µg/L	1.0	5,2	-	-	-	-	-	-
Phénol-D5	%		104,00	71,00	88,00	122,00	133,00	129,00	140,00
2-Fluorophénol	%		98,00	67,00	84,00	113,00	129,00	121,00	139,00
2,6-dibromophénol	%		104,00	72,00	95,00	110,00	114,00	106,00	115,00
2,4,6-tribromophénol	%		98,00	74,00	96,00	112,00	123,00	115,00	116,00

Dioxines et Furanes**

2,3,7,8-Tetra CDD	pg/L	1	3,4	<2	<3	<4	<3	<4	<3
1,2,3,7,8-Penta CDD	pg/L	0.8	41,8	<2	<3	<4	<4	<3	<3
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD	pg/L	0.7	65,5	<2	4,3	<4	<4	<2	<2
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD	pg/L	0.8	129,00	<2	<2	<4	<4	<2	<2
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD	pg/L	0.8	164,00	<2	<3	<5	<4	<2	<2
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD	pg/L	0.8	2 350,00	<3	12,00	<8	<6	6,9	<5
Octa CDD	pg/L	2	7 790,00	9,8	40,00	<10	28,00	56,00	11,00
2,3,7,8-Tetra CDF	pg/L	0.3	2,7	<2	<3	<4	<3	<3	<3
1,2,3,7,8-Penta CDF	pg/L	0.6	4,0	<2	<2	<3	<3	<3	<3
2,3,4,7,8-Penta CDF	pg/L	0.6	4,7	<1	2,9	<3	<3	<2	<3
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF	pg/L	2	22,0	<1	<2	<3	<3	2,0	<1
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	0.4	25,8	<1	<2	<3	<3	<1	<1
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	0.5	41,5	<1	4,3	<3	<3	<2	1,8
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF	pg/L	0.8	1,6	<2	<3	<4	<4	<2	<2
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF	pg/L	0.6	524,00	2,6	<3	<3	<3	5,5	<3
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF	pg/L	0.9	18,5	<1	<4	<4	<5	<5	<4
Octa CDF	pg/L	12	711,00	<5	12,00	<10	<10	13,00	<10
Somation des Tétrachlorodibenzodioxines	pg/L	1	32,8	<2	<3	<4	<3	<4	<3
Somation des Pentachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	246,00	<2	<3	<4	<4	<3	<3
Somation des Hexachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	1 370,00	<2	4,3	<4	<4	<2	<2

Somation des Heptachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	4 320,00	<3	18,00	<8	<6	13,00	<5
			13						
Somation des PCDDs	pg/L	2	800,00	9,8	63,00	<10	28,00	68,00	11,00
Somation des Tétrachlorodibenzofuranes	pg/L	0.3	69,7	<2	<3	<4	<3	<3	<3
Somation des Pentachlorodibenzofuranes	pg/L	0.6	134,00	<2	2,9	<3	<3	<3	<3
Somation des Hexachlorodibenzofuranes	pg/L	2	858,00	<2	4,3	<4	<4	2,0	<2
Somation des Heptachlorodibenzofuranes	pg/L	0.9	1 210,00	<1	<4	<4	<5	5,5	<4
Somation des PCDFs	pg/L	12	2 990,00	<5	19,00	<10	<10	21,00	<10
2,3,7,8-Tetra CDD (TEF 1.0)	TEQ		3,36	-	-	-	-	-	-
1,2,3,7,8-Penta CDD (TEF 1.0)	TEQ		41,8	-	-	-	-	-	-
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		6,55	-	0,432	-	-	-	-
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		12,9	-	-	-	-	-	-
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		16,4	-	-	-	-	-	-
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD (TEF 0.01)	TEQ		23,5	-	0,125	-	-	0,0694	-
Octa CDD (TEF 0.0003)	TEQ		2,34	0,00294	0,0121	-	0,00850	0,0167	0,00344
2,3,7,8-Tetra CDF (TEF 0.1)	TEQ		0,269	-	-	-	-	-	-
1,2,3,7,8-Penta CDF (TEF 0.03)	TEQ		0,120	-	-	-	-	-	-
2,3,4,7,8-Penta CDF (TEF 0.3)	TEQ		1,400	-	0,874	-	-	-	-
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		2,20	-	-	-	-	0,200	-
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		2,58	-	-	-	-	-	-
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		4,15	-	0,435	-	-	-	0,180
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		0,156	-	-	-	-	-	-
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ		5,24	0,0259	-	-	-	0,0552	-
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ		0,185	-	-	-	-	-	-
Octa CDF (TEF 0.0003)	TEQ		0,213	-	0,00345	-	-	0,00402	-
Somation des PCDDs et PCDFs (TEQ)	TEQ		123,00	0,0288	1,88	-	0,00850	0,345	0,184
13C-2378-TCDF	%		49,00	38,00	40,00	32,00	37,00	41,00	38,00
13C-12378-PeCDF	%		56,00	59,00	55,00	42,00	44,00	53,00	47,00

13C-23478-PeCDF	%		59,00	66,00	59,00	45,00	47,00	58,00	54,00
13C-123478-HxCDF	%		50,00	69,00	61,00	45,00	46,00	58,00	51,00
13C-123678-HxCDF	%		45,00	63,00	61,00	48,00	47,00	58,00	51,00
13C-234678-HxCDF	%		49,00	70,00	63,00	50,00	49,00	61,00	56,00
13C-123789-HxCDF	%		52,00	71,00	63,00	49,00	48,00	61,00	55,00
13C-1234678-HpCDF	%		50,00	75,00	61,00	51,00	49,00	60,00	49,00
13C-1234789-HpCDF	%		59,00	90,00	72,00	61,00	55,00	70,00	61,00
13C-2378-TCDD	%		51,00	32,00	40,00	33,00	33,00	37,00	34,00
13C-12378-PeCDD	%		64,00	60,00	62,00	47,00	48,00	60,00	53,00
13C-123478-HxCDD	%		58,00	50,00	50,00	41,00	39,00	48,00	42,00
13C-123678-HxCDD	%		49,00	52,00	61,00	45,00	46,00	58,00	50,00
13C-1234678-HpCDD	%		60,00	60,00	60,00	50,00	45,00	58,00	48,00
13C-OCDD	%		51,00	39,00	41,00	35,00	31,00	37,00	30,00

Métaux***

Aluminium	µg/L	10	39,00	-	-	-	-	16,00	-
Argent	µg/L	0.2	-	-	-	-	-	-	-
Arsenic	µg/L	1	911,00	31,00	53,00	32,00	31,00	96,00	20,00
Baryum	µg/L	5	15,00	104,00	122,00	75,00	108,00	54,00	77,00
Cadmium	µg/L	0.5	-	-	-	-	-	-	-
Chrome	µg/L	1	142,00	2,00	3,00	2,00	3,00	9,00	3,00
Chrome hexavalent	ug/L	8	-	-	-	-	-	-	-
Cobalt	ug/L	0.5	1,0	-	-	-	0,8	0,6	1,8
Cuivre	µg/L	1	262,00	2,00	7,00	1,00	8,00	6,00	-
Étain	µg/L	5	-	-	-	-	-	-	-
								5	5
Fer	µg/L	70	2 910,00	650,00	1 180,00	2 340,00	2 330,00	030,00	580,00
Manganèse	µg/L	1	290,00	463,00	140,00	350,00	223,00	618,00	812,00

Mercure	ug/L	0.1	-	-	-	-	-	-	-
Molybdène	µg/L	1	-	28,00	35,00	43,00	33,00	15,00	11,00
Nickel	µg/L	1	3,00	3,00	3,00	3,00	5,00	6,00	4,00
Plomb	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Sélénium	µg/L	1	4,00	-	-	-	-	1,00	-
Zinc	µg/L	3	104,00	5,00	6,00	6,00	18,00	3,00	-

Analyses Inorganiques

Carbone organique total	mg/L	0.5	101,00	15,2	16,5	16,6	15,4	23,8	17,0
		0.5							
Chlorures	mg/L	0	3,79	6,14	6,08	6,29	5,33	3,89	4,51
	mg/L -								
DCO	O2	5	365,00	41,00	47,00	46,00	56,00	63,00	51,00
		0.1							
Fluorures	mg/L	0	7,59	0,12	0,12	0,12	0,11	0,13	0,14
Matières en suspension - MES	mg/L	2	7,00	5,00	6,00	11,00	12,00	13,00	8,00
		0.0							
Nitrates	mg/L - N	2	-					0,31	-
		0.0							
Nitrites	mg/L - N	2	-					-	-
		0.0							
pH	mg/L - N	4	6,38	7,36	7,20	7,51	7,12	7,48	6,95
Sulfates	pH	NA	3,08	13,1	5,09	5,90	10,8	17,3	7,10
Sulfures totaux	mg/L	0.5	2,24	-	-	-	-	-	0,16
		0.0							
Nitrites - Nitrates	mg/L S-2	2	-					0,32	-
Phénols totaux									0,007

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

*phénols analysés selon la méthode de GC-MS

**Dioxines et furanes calculés par GC-MS haute résolution. les facteurs d' équivalence ont été calculés en fonction de l' échelle internationale développée par l' OMS en 1998.

***métaux analysés par ICP-MS

Campagne de suivi environnemental 4: 23 octobre 2014

Identification de l'échantillon	unité	l.d.	point 2: affluent	point 8: <i>T. angustifolia</i>	point 9: <i>P. australis australis</i>	point 10: <i>P. arundinacea</i>	point 11: <i>P. australis americanus</i>	point 12: entrée saules	point 13: sortie saules
Phénols*									
ortho-Crésol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
para-Crésol	µg/L	1.0	6,5	-	-	-	-	-	-
m-Crésol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4-diméthylphénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
4-nitrophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
Phénol	µg/L	1.0	5,8	-	-	1,4	1,2	1,6	1,5
2-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
4-chlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4 + 2,5-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,6-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3,4-dichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
3,5-dichlorophénol	µg/L	1.0	2,3	-	-	-	-	-	-
Pentachlorophénol	µg/L	1.0	1,7	-	-	-	-	-	-

2,3,4,6-tétrachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,3,5,6-tétrachlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4,5-trichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
2,4,6-trichlorophénol	µg/L	1.0	-	-	-	-	-	-	-
Sommation des composés phénoliques chlorés	µg/L	1.0	4,0	-	-	-	-	-	-
Phénol-D5	%		110	76	60	95	89	99	101
2-Fluorophénol	%		103	70	56	88	83	97	94
2,6-dibromophénol	%		103	72	62	98	90	101	95
2,4,6-tribromophénol	%		93	74	66	98	92	99	96

Dioxines et Furanes**

2,3,7,8-Tetra CDD	pg/L	1	1,6	<0.8	<0.7	<0.6	<0.6	<0.5	<0.4
1,2,3,7,8-Penta CDD	pg/L	0.8	24	1,6	<1	<0.6	1,7	<0.6	<0.7
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD	pg/L	0.7	50	1,8	<1	<0.8	2,3	<0.7	<0.5
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD	pg/L	0.8	94	1,5	<0.9	<0.8	2	<0.8	<0.5
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD	pg/L	0.8	116	2,3	2	<0.7	2	<0.6	<0.5
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD	pg/L	0.8	2670	25	54	2,5	8	3,3	<0.8
Octa CDD	pg/L	2	9790	186	457	20	40	19	3,4
2,3,7,8-Tetra CDF	pg/L	0.3	1,4	<0.5	<0.6	<0.4	0,8	<0.5	<0.4
1,2,3,7,8-Penta CDF	pg/L	0.6	17	2,0	<0.6	<0.6	2	<0.5	<0.5
2,3,4,7,8-Penta CDF	pg/L	0.6	2,6	1,2	<0.6	<0.5	<1	<0.4	<0.4
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF	pg/L	2	21	2	<0.8	0,7	2,6	<0.5	<0.5
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	0.4	21,5	1,4	<0.8	<0.4	2,1	<0.4	<0.4
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF	pg/L	0.5	30	1,6	0,8	<0.5	2,1	<0.4	<0.5
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF	pg/L	0.8	<3	<2	<1	<0.9	2	<0.8	<0.8
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF	pg/L	0.6	621	6,9	16	0,8	3,9	1,2	<0.4
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF	pg/L	0.9	17	<2	<2	<1	1,4	<0.8	<0.6

Octa CDF	pg/L	12	1100	21	43	4	8	5	<3
Sommation des Tétrachlorodibenzodioxines	pg/L	1	16	<0.8	<0.7	<0.6	<0.6	<0.5	<0.4
Sommation des Pentachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	137	2,1	2,9	<0.6	1,7	0,8	0,9
Sommation des Hexachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	896	12	15	1,4	8,4	<0.8	<0.5
Sommation des Heptachlorodibenzodioxines	pg/L	0.8	4890	45	108	5	12	5,6	<0.8
Sommation des PCDDs	pg/L	2	15700	246	582	26	62	26	5
Sommation des Tétrachlorodibenzofuranes	pg/L	0.3	46	0,6	<0.6	<0.4	0,8	<0.5	<0.4
Sommation des Pentachlorodibenzofuranes	pg/L	0.6	93	3,2	0,6	<0.6	2	<0.5	<0.5
Sommation des Hexachlorodibenzofuranes	pg/L	2	740	12	13	1,4	10	<0.8	<0.8
Sommation des Heptachlorodibenzofuranes	pg/L	0.9	1430	17	40	<1	6	3,4	<0.6
Sommation des PCDFs	pg/L	12	3420	53	97	6	27	9	<3
2,3,7,8-Tetra CDD (TEF 1.0)	TEQ		1,56	0	0	0	0	0	0
1,2,3,7,8-Penta CDD (TEF 1.0)	TEQ		24,3	1,56	0	0	1,74	0	0
1,2,3,4,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		5,03	0,180	0	0	0,228	0	0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		9,37	0,150	0	0	0,194	0	0
1,2,3,7,8,9-Hexa CDD (TEF 0.1)	TEQ		11,6	0,226	0,196	0	0,206	0	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDD (TEF 0.01)	TEQ		26,7	0,253	0,539	0,0254	0,0746	0,0328	0
								0,0057	
Octa CDD (TEF 0.0003)	TEQ		2,94	0,0559	0,137	0,00599	0,0121	2	0,00102
2,3,7,8-Tetra CDF (TEF 0.1)	TEQ		0,139	0	0	0	0,0810	0	0
1,2,3,7,8-Penta CDF (TEF 0.03)	TEQ		0,503	0,596	0	0	0,0589	0	0
2,3,4,7,8-Penta CDF (TEF 0.3)	TEQ		0,783	0,370	0	0	0	0	0
1,2,3,4,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		2,06	0,228	0	0,0707	0,255	0	0
1,2,3,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		2,15	0,142	0	0	0,209	0	0
2,3,4,6,7,8-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		3,03	0,161	0,0841	0	0,206	0	0
1,2,3,7,8,9-Hexa CDF (TEF 0.1)	TEQ		0	0,0993	0	0	0,206	0	0
1,2,3,4,6,7,8-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ		6,21	0,0693	0,158	0,00805	0,0393	0,0123	0
1,2,3,4,7,8,9-Hepta CDF (TEF 0.01)	TEQ		0,176	0,0123	0	0	0,0137	0	0

Octa CDF (TEF 0.0003)	TEQ	0,331	0,00619	0,0128	0,00119	0,00253	0,0014	0,00057
Sommation des PCDDs et PCDFs (TEQ)	TEQ	96,9	3,57	1,13	0,111	3,53	0,0524	0,00159
13C-2378-TCDF	%	60	59	53	54	60	56	60
13C-12378-PeCDF	%	65	62	51	53	68	59	61
13C-23478-PeCDF	%	75	73	57	65	74	66	68
13C-123478-HxCDF	%	60	43	54	47	58	46	54
13C-123678-HxCDF	%	64	55	54	51	58	56	57
13C-234678-HxCDF	%	67	54	56	52	63	54	58
13C-123789-HxCDF	%	63	42	54	44	59	45	54
13C-1234678-HpCDF	%	50	49	41	41	49	53	49
13C-1234789-HpCDF	%	54	54	50	47	57	66	57
13C-2378-TCDD	%	54	62	54	53	62	57	57
13C-12378-PeCDD	%	70	75	58	66	77	66	71
13C-123478-HxCDD	%	57	57	57	53	63	61	61
13C-123678-HxCDD	%	69	48	57	53	67	48	56
13C-1234678-HpCDD	%	51	59	48	48	57	67	57
13C-OCDD	%	36	36	32	28	40	43	39

Métaux ***

Aluminium	µg/L	10	48	22	31	18	20	19	10
Argent	µg/L	0.2	-	-	-	-	-	-	-
Arsenic	µg/L	1	699	90	138	38	62	40	8
Baryum	µg/L	5	10	81	72	94	106	36	68
Cadmium	µg/L	0.5	-	-	-	-	-	-	-
Chrome	µg/L	1	161	19	38	5	8	6	2
Chrome hexavalent	ug/L	8	-	-	-	-	-	-	-
Cobalt	ug/L	0.5	1,9	-	-	-	0,8	-	1,7

Cuivre	µg/L	1	512	13	31	2	4	4	-
Étain	µg/L	5	-	-	-	-	-	-	-
Fer	µg/L	70	1500	6200	2870	8670	16100	1990	2950
Manganèse	µg/L	1	167	722	543	842	1440	184	454
Mercure	ug/L	0.1	-	-	-	-	-	-	-
Molybdène	µg/L	1	2	13	2	21	14	13	8
Nickel	µg/L	1	4	3	3	3	4	6	4
Plomb	µg/L	1	-	-	-	-	-	-	-
Sélénium	µg/L	1	3	-	1	-	-	-	-
Zinc	µg/L	3	282	17	36	6	7	3	3

Analyses Inorganiques

Carbone organique total	mg/L	0.5	130	41,0	44,5	33,8	40,3	27,9	32,6
		0.5							
Chlorures	mg/L	0	3,35	2,97	2,63	3,21	2,39	3,08	3,27
	mg/L -								
DCO	O2	5	444	88	82	75	54	44	41
		0.1							
Fluorures	mg/L	0	5,35	0,16	0,57	0,11	-	0,15	0,15
Matières en suspension - MES	mg/L	2	3	18	10	16	32	4	16
		0.0							
Nitrates	mg/L - N	2	0,02					0,23	-
		0.0							
Nitrites	mg/L - N	2	<0.02					-	-
		0.0							
Nitrites - Nitrates	mg/L - N	4	<0.04					0,23	-
pH	pH	NA	5,44	7,09	7,19	7,01	6,86	7,67	7,12
Sulfates	mg/L	0.5	1,79	1,69	0,61	3,01	3,79	13,5	15,8
		0.0							
Sulfures totaux	mg/L S-2	2	0,28	0,29	0,27	0,05	0,05	-	0,04

Légende : - : inférieur aux limites de détection, : donnée non-disponible

*phénols analysés selon la méthode de GC-MS

**Dioxines et furanes calculés par GC-MS haute résolution. les facteurs d' équivalence ont été calculés en fonction de l' échelle internationale développée par l' OMS en 1998.

***métaux analysés par ICP-MS

Paramètres chimiques des marais 2013 et 2014

pH	09-août	20-août	26-août-13	11-sept-13	22-mai	03-juin	08-juil-14
cabanon 2	n/a	n/a	6,70	6,63	n/a	n/a	6,77
IRBV PI	6,86	7,32	7,01	7,17	7,36	6,83	6,95
IRBV Ph	6,97	7,13	7,18	7,34	7,13	6,98	7,63
IRBV PE	6,79	6,91	6,97	7,05	7	7,06	6,89
IRBV T	6,9	7,01	7,06	7,2	7,31	7,48	7,57

ANNEXE 6 : BILAN HYDRIQUE DU BASSIN DE SAULES

Débit de la pompe à l'entrée du bassin de saules : 68,5 L/min

Débit de la pompe à la sortie du bassin de saules : 150 L/min

Dimension du bassin de saules : 48 m²

2013	Juil.	août	Sept.	Oct.	Nov.
nombre de jours considérés	29	28	27	30	32
pluie (mm)	103,8	38,2	74,6	918,4	1068,8
volume de pluie (L)	4982,4	1833,6	3580,8	44083,2	51302,4
volume pompé entrée (L)	21043,2	11384,7	31832,0	76774,8	78048,9
volume total entrée (L)	26025,6	13218,3	35412,8	120858,0	129351,3
volume total sortie (L)	22860	7020	37620	90450	98775
volume évapotranspiré (L)	3165,6	6198,3	-2207,3	30408,0	30576,3
volume quotidien évapotranspiré (L)	109,2	221,4	-81,8	1013,6	955,5

2014	mai	juin	Juil.	août	Sept.	Oct.
nombre de jours considérés	34	30	28	29	32	23
pluie (mm)	207	206	72	82	67	78
volume de pluie (L)	9936	9888	3456	3936	3216	3744
volume pompé entrée (L)	67465,	71966,	48703,	66623,	33578,	30208,
	7	1	5	1	7	5
volume total entrée (L)	77401,	81854,	52159,	70559,	36794,	33952,
	7	1	5	1	7	5
volume total sortie (L)	73260	79560	46710	75600	39510	38160
volume évapotranspiré (L)	4141,7	2294,1	5449,5	-5040,9	-2715,3	-4207,5
volume quotidien évapotranspiré (L)	121,8	76,5	194,6	-173,8	-84,9	-182,9

Note : le nombre de jour considéré excède le nombre réel de jour dans un mois en raison du faible nombre de visite sur le site expérimental.

Dans le tableau précédent, un volume de pluie supérieur au volume d'eau évapotranspiré est observable pour la majorité des mois à l'étude, ce qui est peu probable compte tenu de la capacité reconnue des saules à utiliser de grandes

quantités d'eau. Mais pire encore, des valeurs d'évapotranspirations négatives sont observables lors de 4 des 11 mois échantillonnés. Cela signifierait qu'un volume d'eau supérieur est mesuré à la sortie par rapport à l'entrée du bassin de saules (incluant les précipitations). Tous ces résultats témoignent de l'irrégularité des données utilisées. L'origine de cette irrégularité n'est pas certaine. Néanmoins, certaines hypothèses ont été avancées.

Premièrement, le volume d'eau de pluie enregistré par la station météo présente sur le site est différent du volume d'eau de pluie mesuré par la station météo d'Auteuil (Laval), soit la station météo d'Environnement Canada se situant le plus près du site expérimental. Une comparaison des moyennes mensuelles pour les étés 2013 et 2014 est présentée dans le tableau ci-dessous.

		mai	juin	juil	août	sept	oct	nov
	station sur le site	-	-	103,8	38,2	74,6	918,4	1068,8
2013	Environnement Canada	-	-	68,2	89,6	72,3	82,1	49,9
	station sur le site	207	206	72	82	67	78	-
2014	Environnement Canada	102,6	191,9	67,6	70,4	54,1	79	-

De plus, la station météo mesure seulement la quantité de pluie qui touche le sol. Or, il est possible que l'eau de pluie ait ruisselé vers le bassin de saules qui est en contrebas par rapport au sol environnant.

Deuxièmement, deux techniques d'étalonnages différentes ont été utilisées pour déterminer le débit des pompes situées à l'entrée et à la sortie du bassin de saule. Une première technique consiste à mesurer le volume d'eau pompée dans les puits à l'aide d'un ruban à mesurer et d'un chronomètre. La deuxième technique consiste à utiliser un levelogger qui est un appareil mesurant directement le débit. Une différence d'environ 5% a été obtenue selon la méthode. La mesure prise à l'aide du

levelogger a été conservée parce qu'elle est plus précise que la méthode utilisant le ruban à mesurer. Par contre, malgré la faible différence entre les deux méthodes d'étalonnage, cela pourrait tout de même faire une différence au niveau du volume final en raison d'un temps de fonctionnement des pompes important. L'étalonnage des pompes pourrait donc être une autre source d'erreur possible. Il est également possible que la source d'erreur ne provienne pas de l'étalonnage mais de la pompe elle-même. En effet, si le débit de la pompe n'est pas régulier, la détermination du volume pompé en utilisant son temps de fonctionnement et son débit devient imprécise.

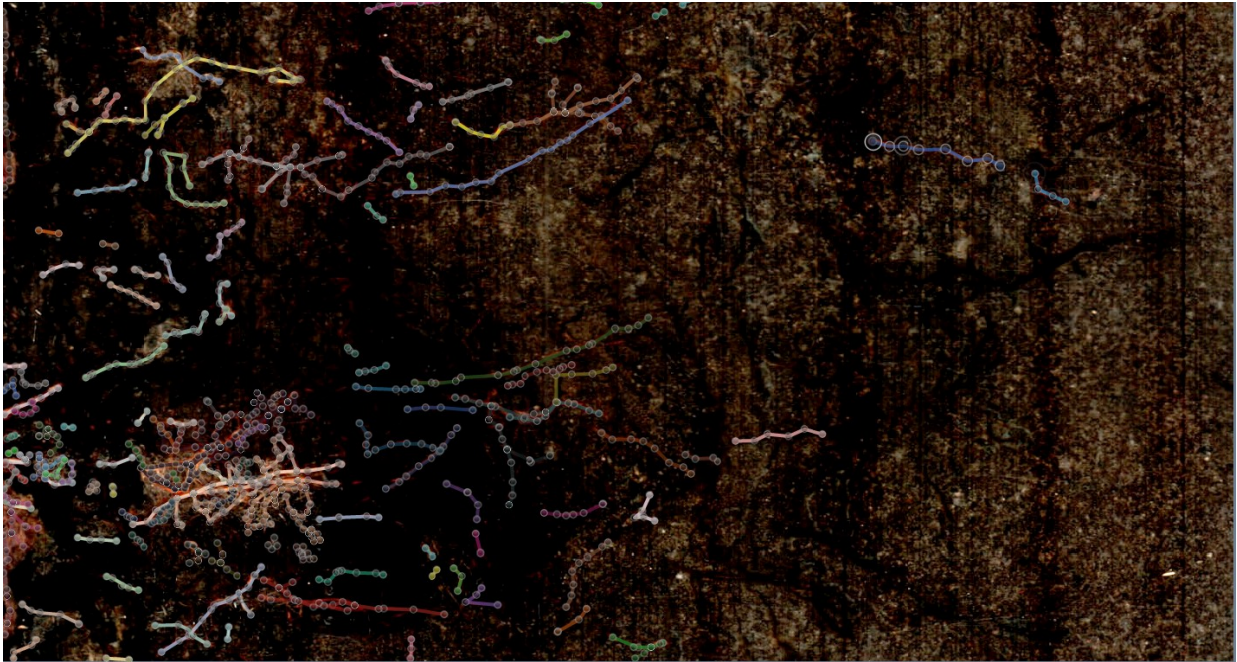
ANNEXE 7 : MÉTHODE D'ANALYSE DES PHOTOS DE RACINES AVEC LE CI-690 ROOT SNAP!

***Phalaris arundinacea* tube 1, 15 août 2013**

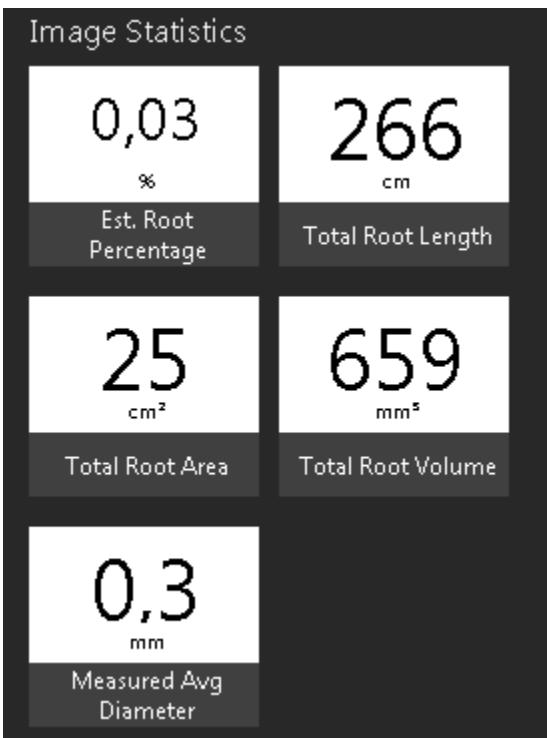
Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

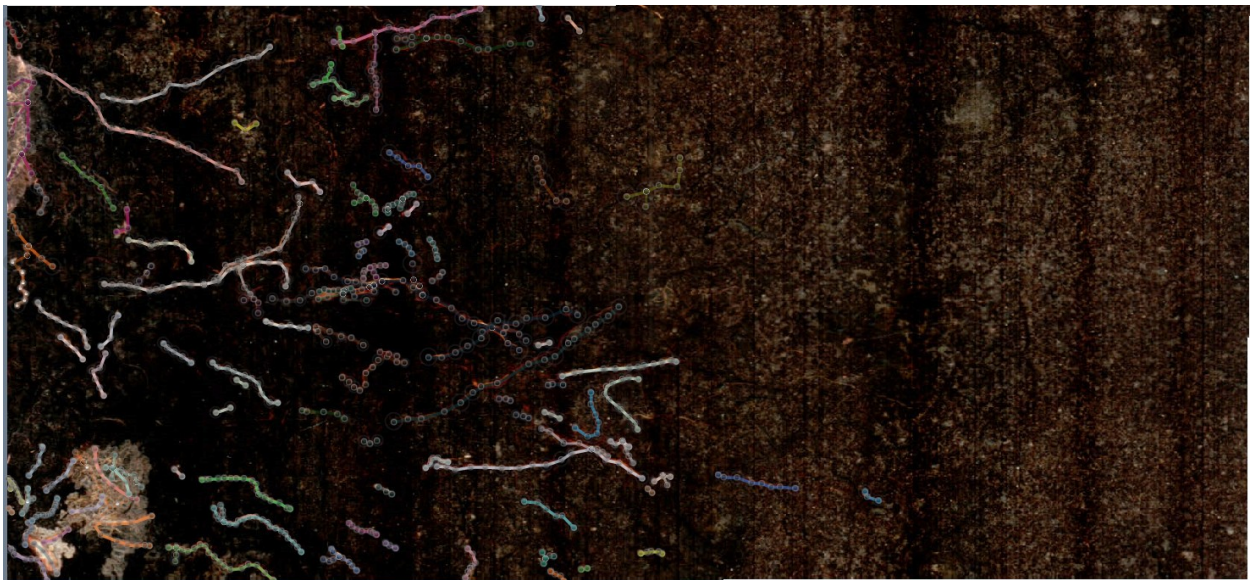


***Phalaris arundinacea* tube 2, 15 août 2013**

Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

Image Statistics

0,03

%

Est. Root
Percentage

215

cm

Total Root Length

160

cm²

Total Root Area

13

cm³

Total Root Volume

2,0

mm

Measured Avg
Diameter

***Phragmites australis australis* tube 1, 15 août 2013**

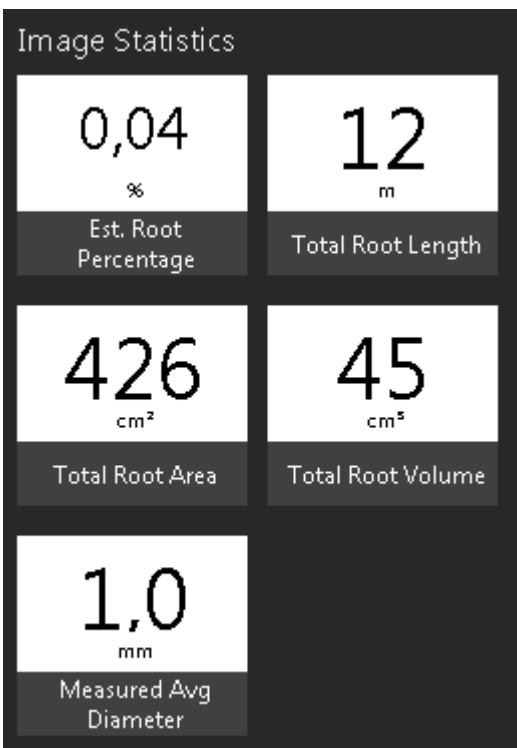
Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

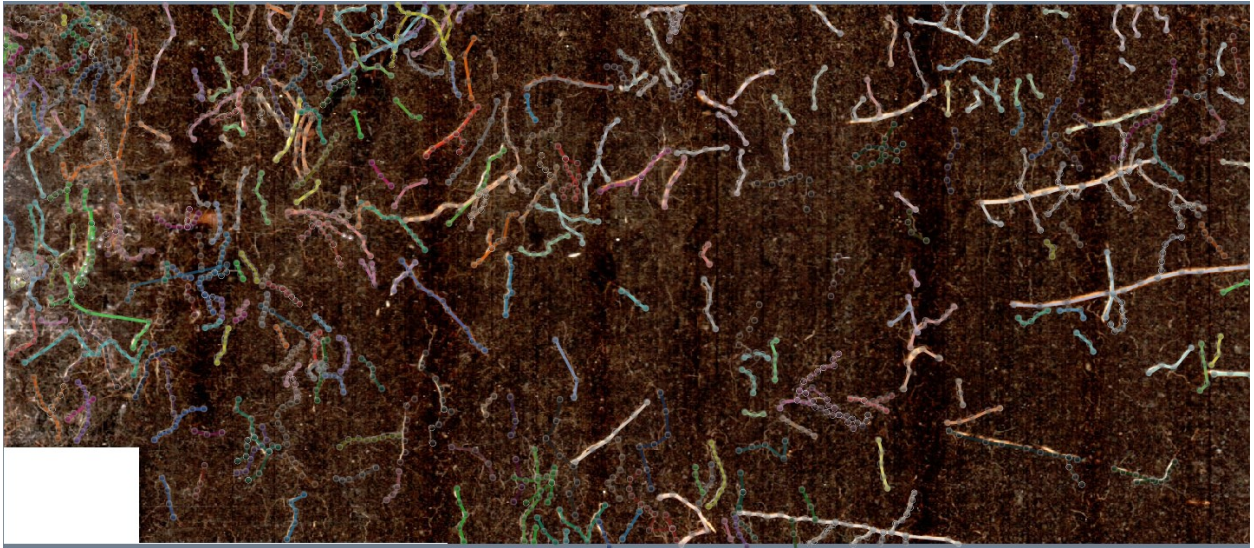


***Phragmites australis australis* tube 2, 15 août 2013**

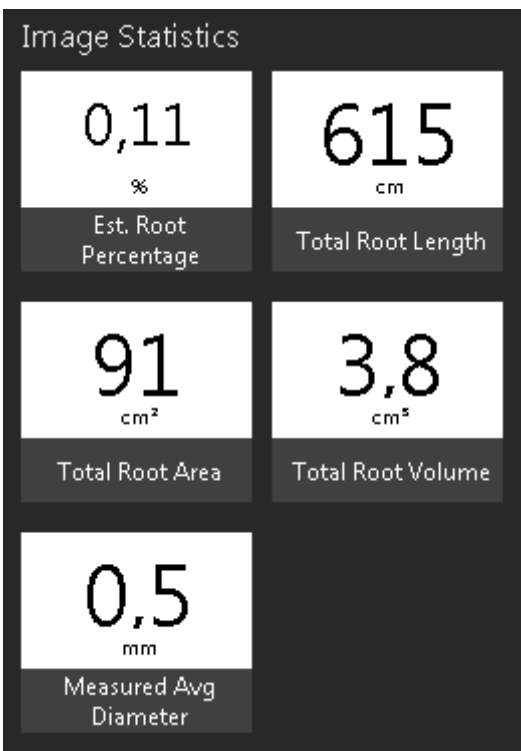
Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!



***Phragmites australis americanus* tube 1, 15 août 2013**

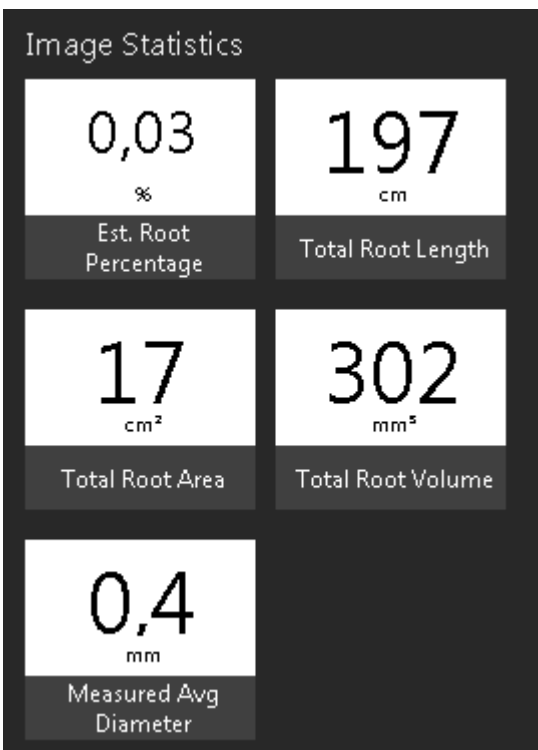
Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

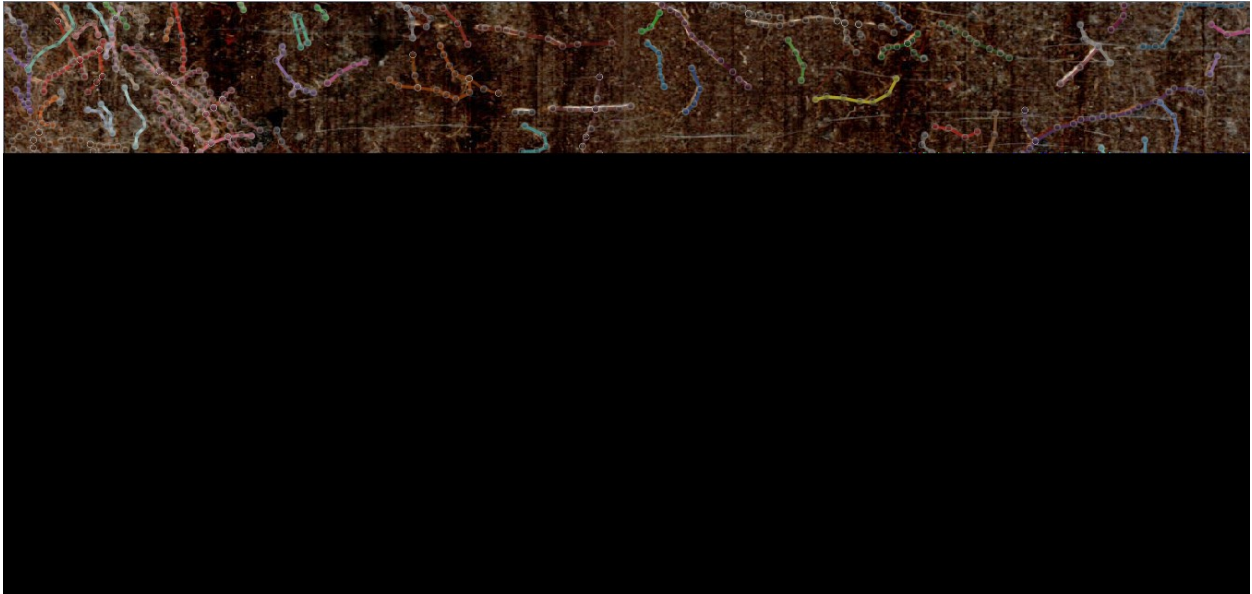


***Phragmites australis americanus* tube 2, 15 août 2013**

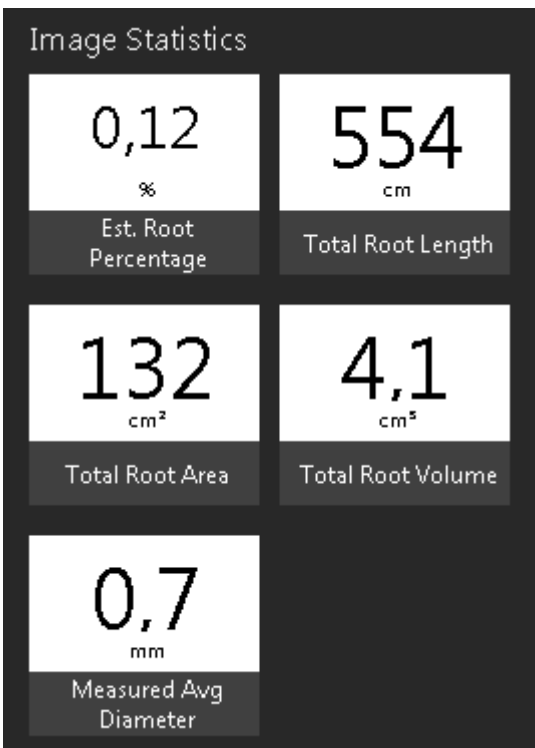
Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!



***Typha angustifolia* tube 1, 15 août 2013**

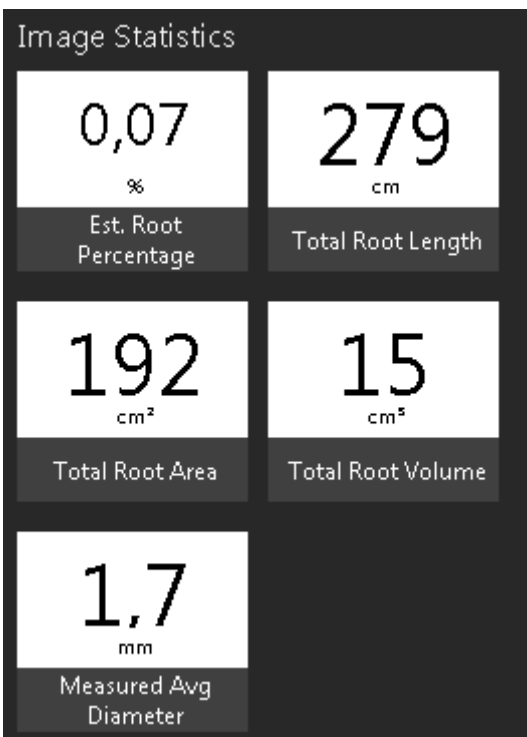
Photo brute



Traçage de racines

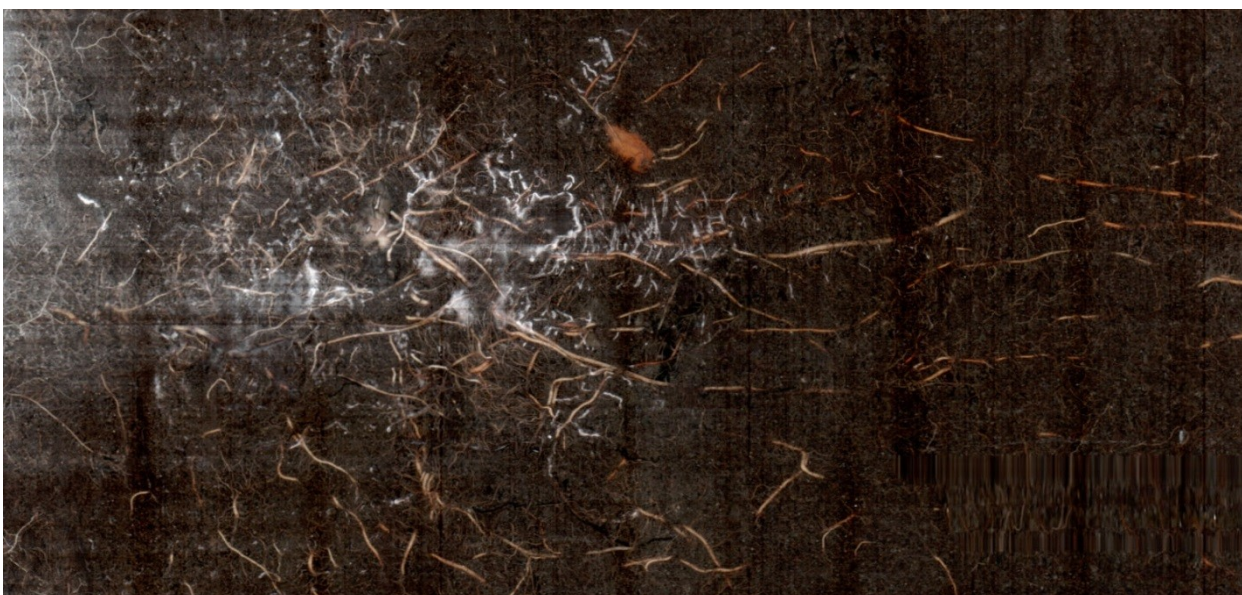


Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

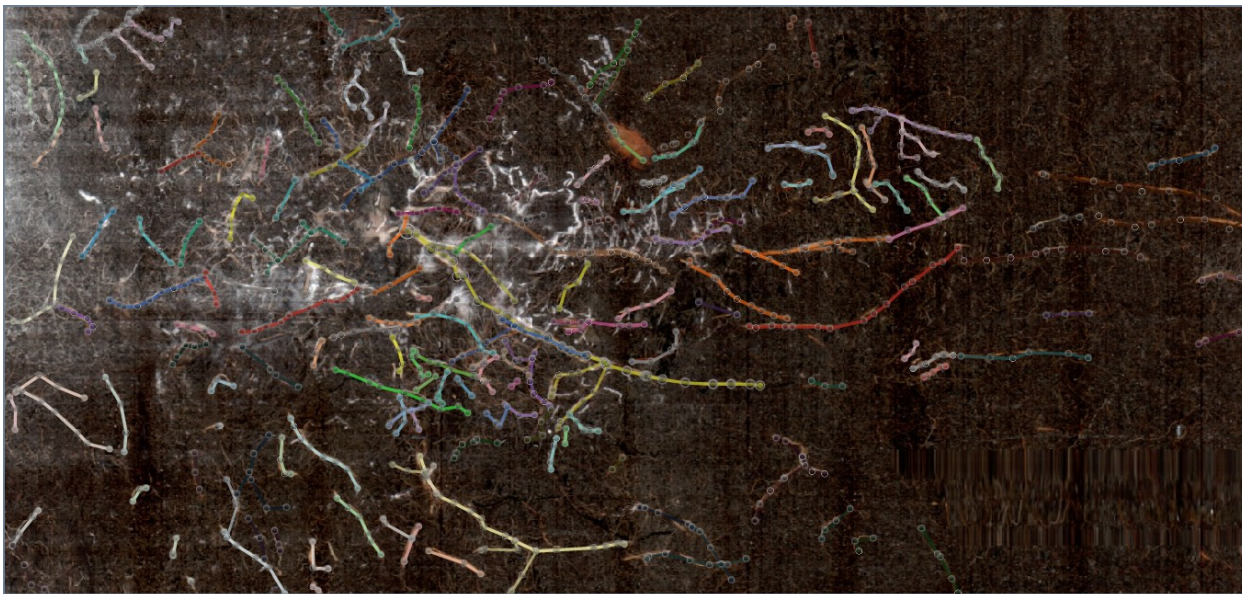


***Typha angustifolia* tube 2, 15 août 2013**

Photo brute



Traçage de racines

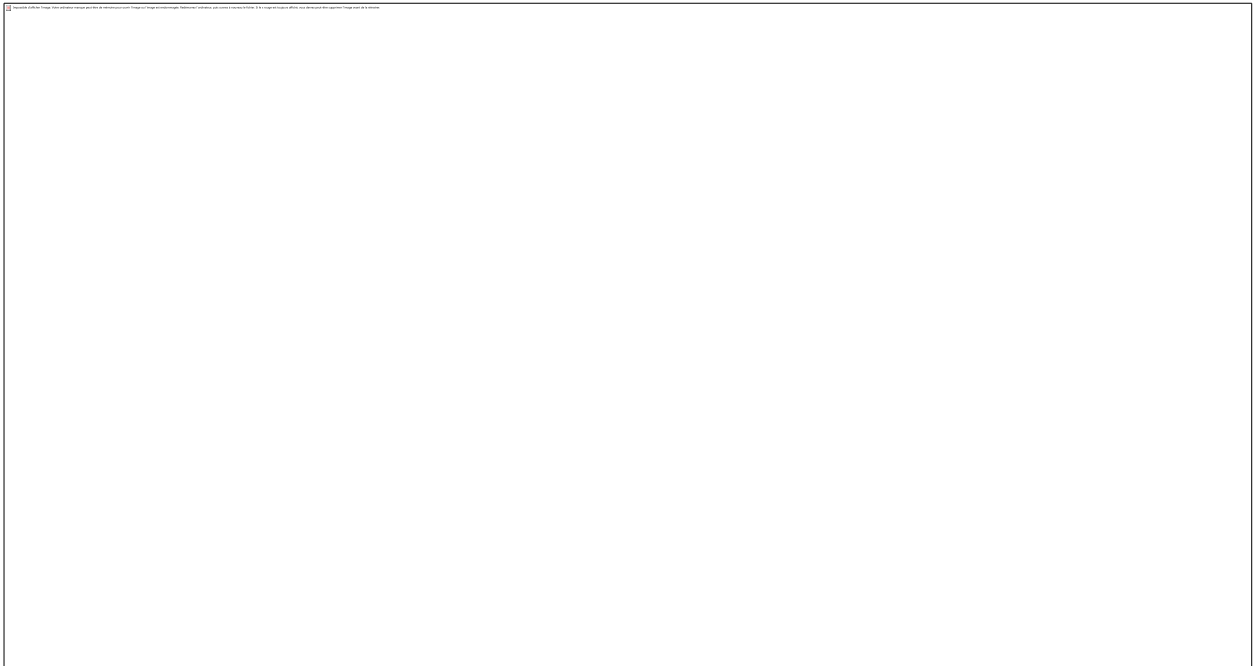


Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

Image Statistics	
0,06 %	386 cm
Est. Root Percentage	Total Root Length
135 cm ²	5,7 cm ³
Total Root Area	Total Root Volume
1,1 mm	
Measured Avg Diameter	

***Phalaris arundinacea* tube 1, 8 juillet 2014**

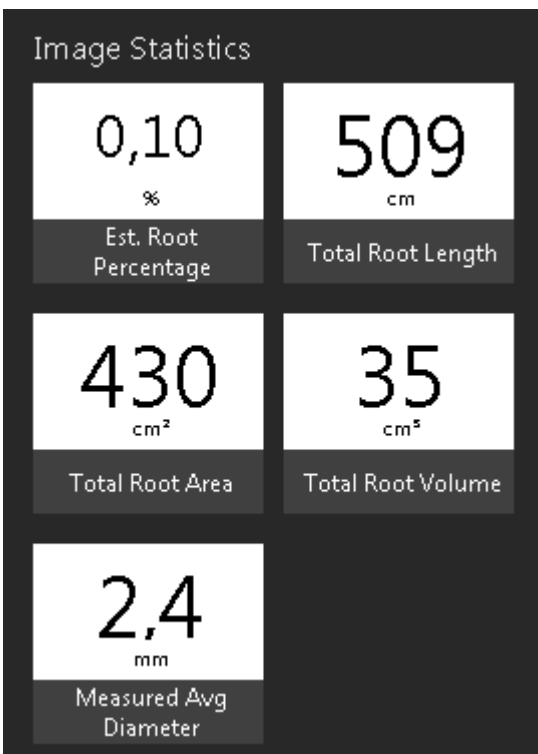
Photo brute



Traçage de racines

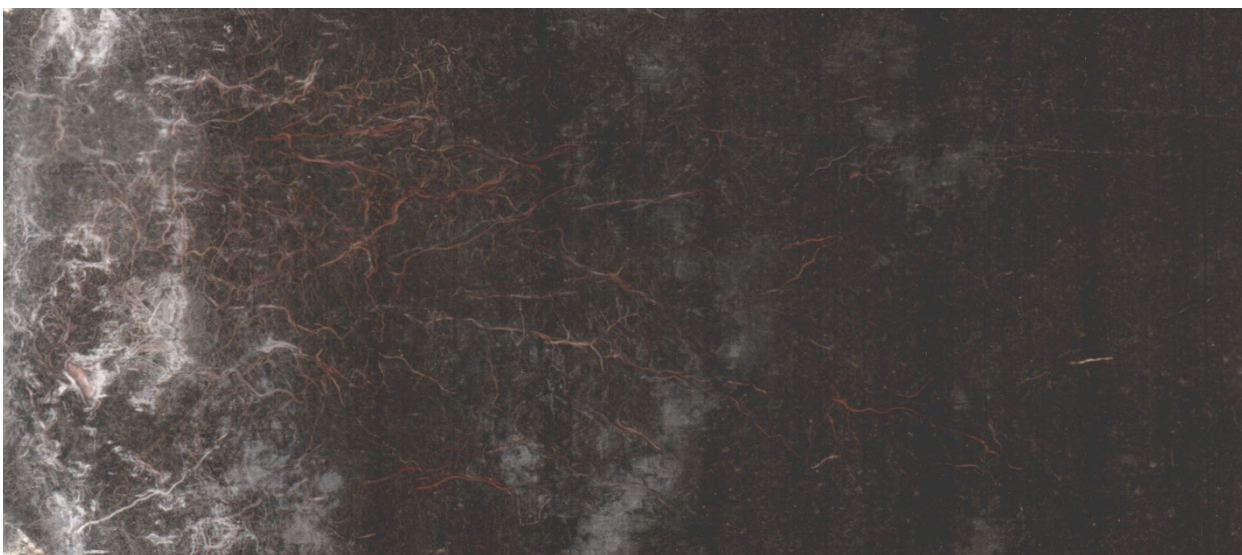


Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

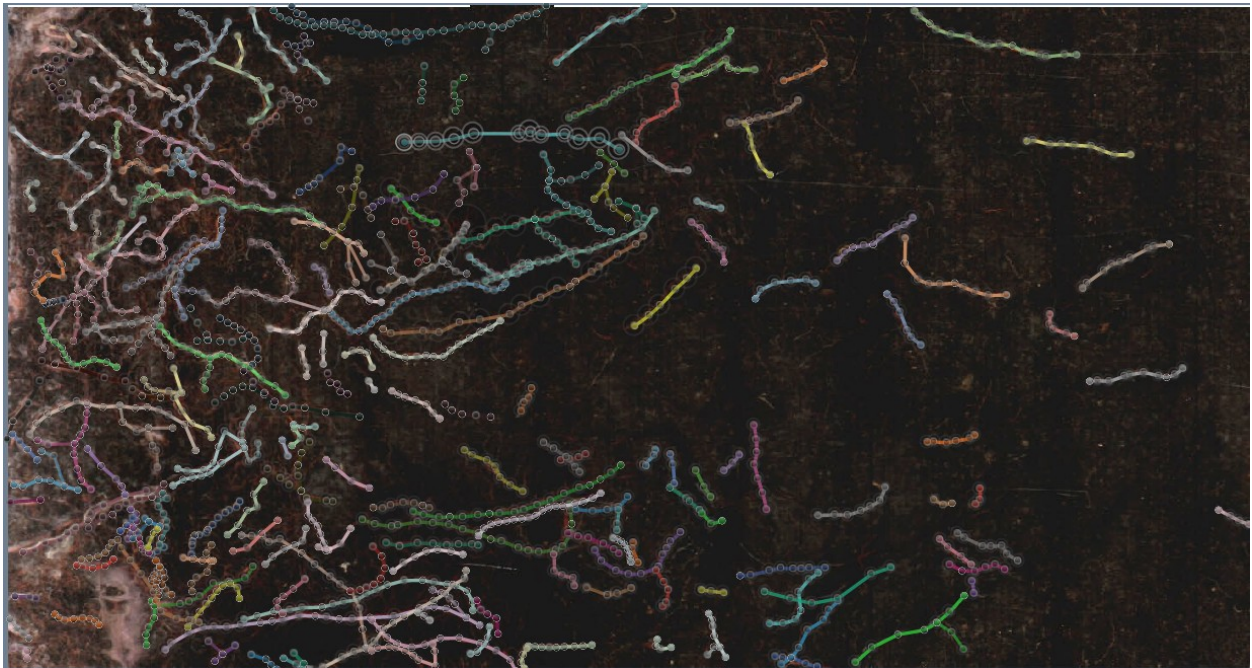


***Phalaris arundinacea* tube 2, 8 juillet 2014**

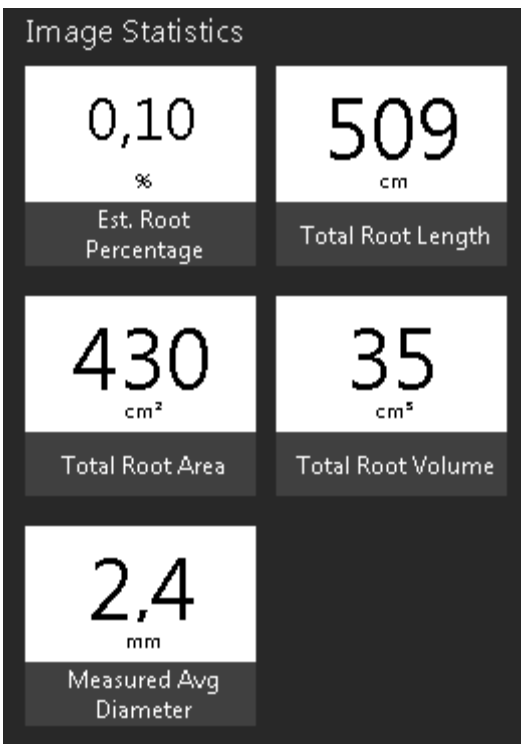
Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!



***Phragmites australis australis* tube 1, 8 juillet 2014**

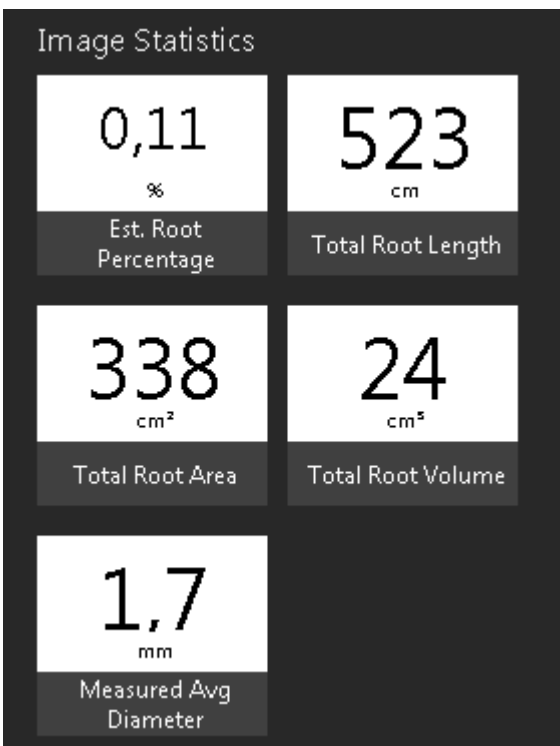
Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!



***Phragmites australis australis* tube 2, 8 juillet 2014**

Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

Image Statistics	
0,21 %	574 cm
Est. Root Percentage	Total Root Length
159 cm ²	5,9 cm ³
Total Root Area	Total Root Volume
0,9 mm	
Measured Avg Diameter	

***Phragmites australis americanus* tube 1, 8 juillet 2014**

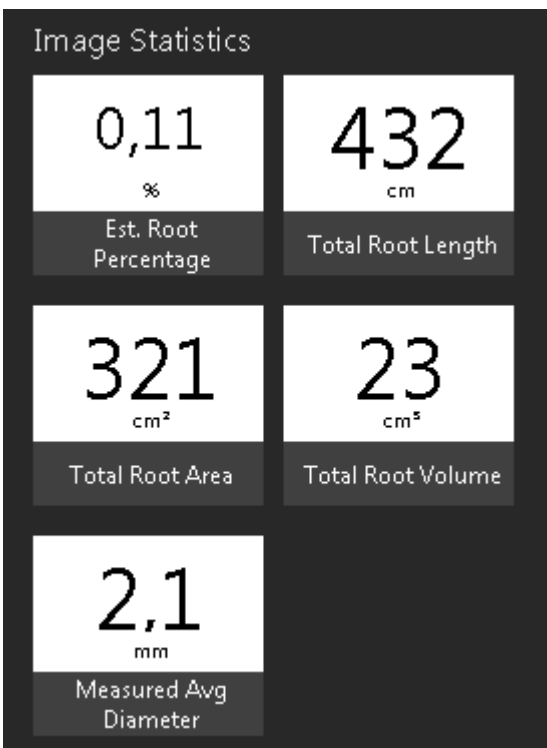
Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!



***Phragmites australis americanus* tube 2, 8 juillet 2014**

Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

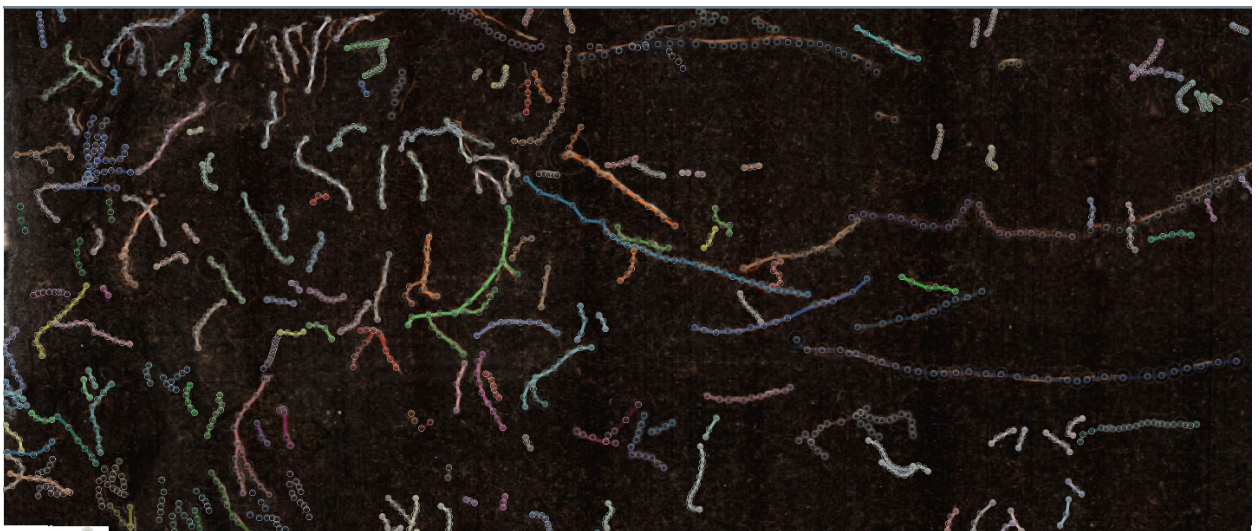
Image Statistics	
0,12 %	778 cm
Est. Root Percentage	Total Root Length
626 cm ²	55 cm ³
Total Root Area	Total Root Volume
2,1 mm	
Measured Avg Diameter	

***Typha angustifolia* tube 1, 8 juillet 2014**

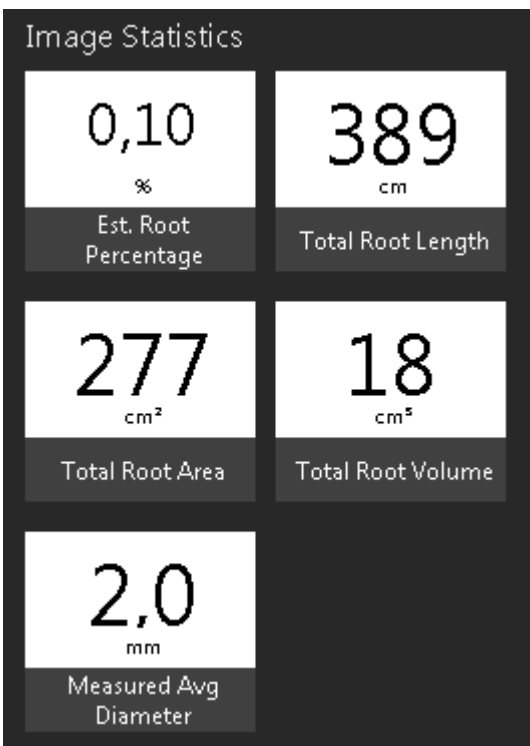
Photo brute



Traçage de racines



Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

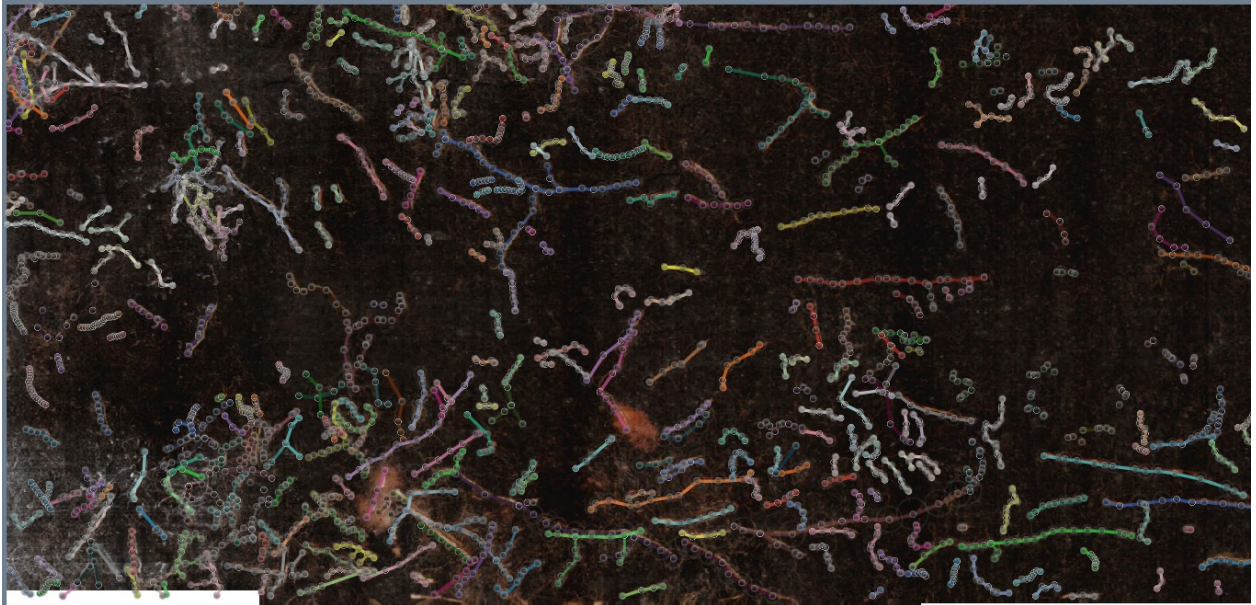


***Typha angustifolia* tube 2, 8 juillet 2014**

Photo brute



Traçage de racines



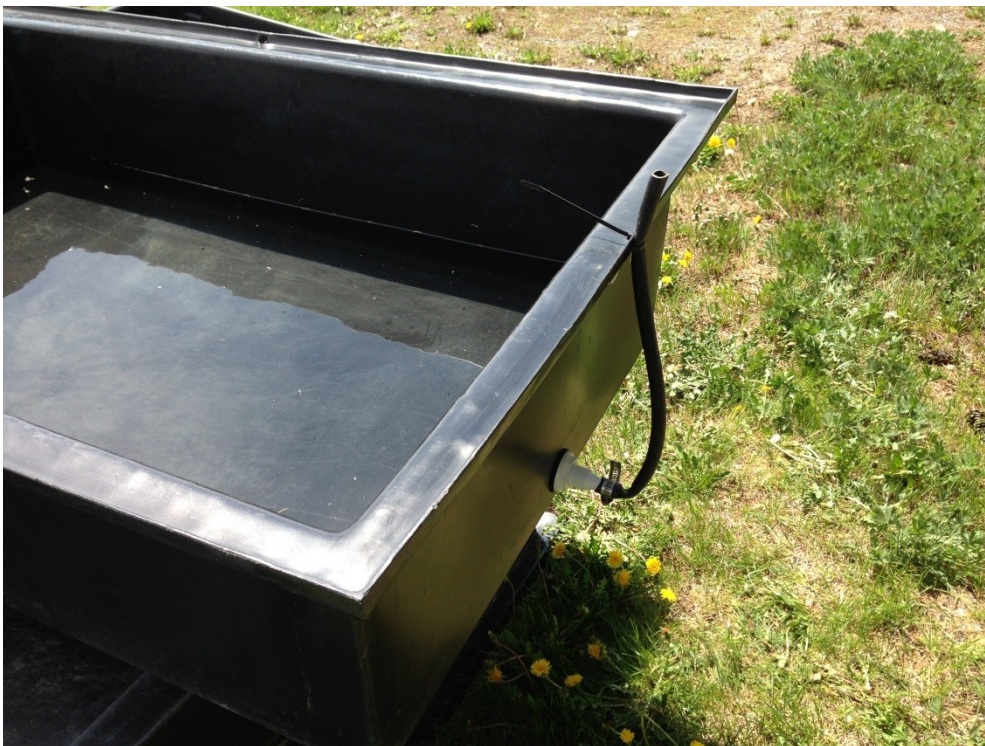
Données sur les images générées par CI-690 Root Snap!

Image Statistics	
0,08 %	102 cm
Est. Root Percentage	Total Root Length
11 cm ²	131 mm ³
Total Root Area	Total Root Volume
0,3 mm	
Measured Avg Diameter	

ANNEXE 8 : PHOTO DES DISPOSITIFS EXPÉRIMENTAUX

Expérience en pots

Test de l'étanchéité des bacs



Construction d'un dispositif



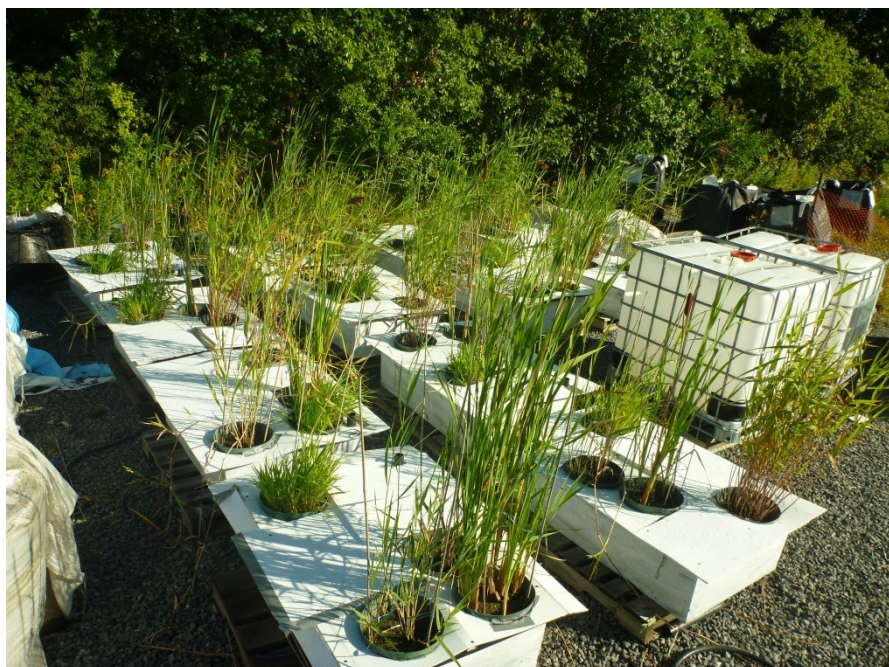
Transplantation des spécimens



Expérience en pots, 8 juillet 2013 (début de l'expérience)



Expérience en pot, 12 août (après 35 jours d'exposition)



Marais Pilotes

Phragmites australis americanus



août 2012



novembre 2012



mai 2013



juillet 2013



août 2013



novembre 2013



Juin 2014

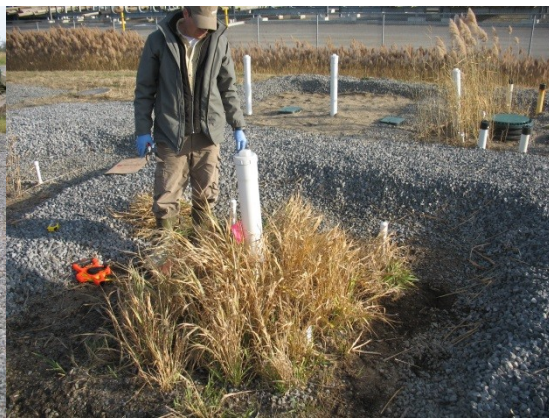


Août 2014

Phalaris arundinacea



Août 2012



novembre 2012



mai 2013



juillet 2013



août 2013



novembre 2013



Juin 2014



Août 2014

Phragmites australis australis



Août 2012



mai 2013



juillet 2013



août 2013



novembre 2013



Juin 2014



Août 2014

Typha angustifolia



Août 2012



novembre 2012



mai 2013



juillet 2013



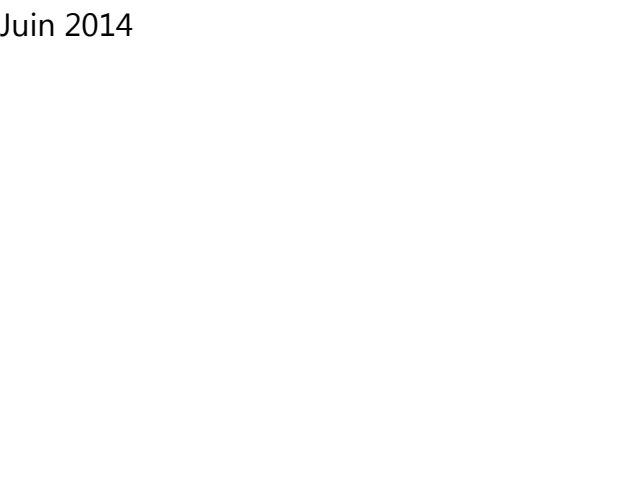
août 2013



novembre 2013



Juin 2014



Août 2014



Bassin de saules

Août 2012



Novembre 2012



Mai 2013



Juillet 2013



Août 2013



Novembre 2013



Jun 2014



Jun 2014 : gros plan



