

- CARE -  
Cartographie et  
revégétalisation de  
sols contaminés aux  
HAP - Phase 2

- 2024 -

TESTS DE C  
CONDITION

MERC  
PA  
TOU





**Le présent rapport est publié sous licence CC-BY-ND**



*Les données, les interprétations et les images présentes dans ce rapport sont la propriété de l'Institut Écocitoyen pour la Connaissance des Pollutions, libres d'accès et d'utilisation à condition de citer les références du rapport et d'indiquer la source des données, photos et graphiques ("Institut Écocitoyen pour la Connaissance des Pollutions - Fos sur Mer").*

*Il ne sera pas apporté, à la version originale du rapport, de modifications à des fins de diffusion. L'Institut Écocitoyen pour la Connaissance des Pollutions ne pourra être tenu responsable de toute interprétation réalisée par un tiers et qui n'est pas explicitement détaillée dans ce rapport.*

**Pour citer ce rapport :**

*Mathilde Reuillard, Annabelle Austruy. Cartographie et revégétalisation de sols contaminés aux HAP - CARE Phase 2. Institut Écocitoyen pour la Connaissance des Pollutions, 2024.*



## Remerciements

Nous tenons à remercier toutes les personnes qui ont contribué à ce projet.

Dans un premier temps, nous adressons nos remerciements au propriétaire ayant mis à disposition son terrain pour cette étude.

Nous remercions également Emmanuel Wafo du Laboratoire de Chimie Analytique de la Faculté de la Timone, partenaire pour la réalisation des analyses.

Enfin, nous remercions la ville de Port-Saint-Louis-du-Rhône pour le financement de ce projet et son accompagnement dans la réalisation de cette étude.



## Table des matières

I. Introduction.....	8
II. Méthodologie.....	9
II.1. Présentation de l'étude.....	9
II.1.1. Culture in-situ : mai 2022 à mai 2023.....	9
II.1.1.a. Préparation du terrain.....	9
II.1.1.b. Mise en culture et entretien.....	10
II.1.1.c. Suivis réalisés.....	12
II.1.2. Culture en condition contrôlée – Mai 2023 à décembre 2024.....	13
II.1.2.a. Préparation des pots, mise en culture et entretien.....	13
II.1.2.b. Suivis réalisés.....	13
II.2. Mesure de respirations dans les sols.....	14
II.2.1. Objectifs.....	14
II.2.2. Méthode.....	14
II.3. Relevés floristiques.....	16
II.3.1. Relevé floristique <i>in-situ</i> .....	16
II.3.2. Relevé floristique des pots de culture.....	17
II.4. Pré-traitement des échantillons et analyses chimiques.....	17
II.4.1. Objectifs.....	17
II.4.2. Pré-traitement des échantillons.....	17
II.4.2.a. Sols.....	17
II.4.2.b. Parties aériennes.....	18
II.4.2.c. Parties racinaires.....	18
II.4.3. Analyses des paramètres pédochimiques.....	18
II.4.4. Analyses chimiques.....	19
II.5. Détermination des facteurs de bioaccumulation et de translocation.....	20
II.5.1. Facteur de bioaccumulation.....	20
II.5.2. Facteur de translocation.....	21
III. Résultats et discussion.....	22
III.1. Caractéristiques des sols de culture.....	22
III.1.1. Paramètres physico-chimiques des sols <i>in-situ</i> .....	22
III.1.2. Respiration des sols <i>in-situ</i> .....	22
III.2. Relevé floristique in-situ.....	24
III.3. Évolution des concentrations de HAP dans les sols de culture en condition contrôlée.....	27
III.4. Revégétalisation et bioaccumulation des polluants dans la végétation en condition contrôlée.....	31
III.4.1. Évolution du couvert végétal.....	31
III.4.2. Bioaccumulation dans les végétaux.....	33
III.4.3. Phytodégradation des HAP et bioaccumulation dans les parties aériennes.....	36
IV. Conclusion et perspectives.....	38
V. Bibliographie.....	40
VI. Annexes.....	44



## I. Introduction

De précédents travaux de l'Institut Écociroyen pour la Connaissance des Pollutions (IECP) ont mis en évidence une exposition marquée de Port-Saint-Louis-du-Rhône aux Hydrocarbures Aromatiques Polycycliques (HAP) atmosphériques. Parmi eux, le projet HAPGIS (2019-2021, <http://www.institut-ecocitoyen.fr/page.php?idp=27&idt=3>) a montré que cette exposition serait issue d'apports de sources diverses (activités portuaires et industrielles, chauffage au bois...) et des envols de poussières de sols contaminés de la ville. Les zones les plus exposées sont le centre-ville, le Canal Saint-Louis et la Presqu'île du Mazet.

Le projet CARE a fait suite à ces études. Il se composait de deux phases. La première (janvier à décembre 2022) a permis de compléter la cartographie de la contamination des sols, notamment dans les zones les plus exposées identifiées lors du projet HAPGIS, et a montré que de nombreux sols de la ville contenaient d'importantes concentrations en HAP, consécutives à l'activité industrielle passée du territoire.

La deuxième phase de ce projet (mai 2022 à décembre 2024) fait l'objet de ce rapport. Son objectif était de réaliser des tests de revégétalisation au sein d'une parcelle en friche de la ville, polluée en surface. En effet, la mise en place d'un couvert végétal adapté permet de limiter les envols de poussières de sols contaminés, tout en favorisant l'activité microbienne impliquée dans la dégradation des HAP. Le suivi de cette revégétalisation a donc permis d'apprécier son efficacité sur ces problématiques et d'identifier un couvert végétal pouvant être mis en place sur les différents sols en friche de la ville, afin de limiter les envols et, in fine, l'exposition des habitants aux poussières contaminées en HAP. Il s'agit ainsi de protéger au mieux la population vis à vis de cette exposition et de ses conséquences potentielles sur la santé.

Ainsi, des premiers tests ont été lancés *in-situ* en juin 2022 avec la mise en place de deux couverts végétaux (polyculture fourragère et monoculture de *Miscanthus x giganteus*) sur un terrain privé en friche. Cependant, des difficultés logistiques liées au suivi continu de l'arrosage des cultures ont forcé leur abandon au profit de cultures en pot à l'IECP en mai 2023. Pour cela, des sols de ce même terrain privé ont été prélevés et seuls les tests portant sur la polyculture fourragère ont été reconduits. Ces cultures ont été suivies jusqu'en décembre 2023.

## II. Méthodologie

### II.1. Présentation de l'étude

#### II.1.1. Culture in-situ : mai 2022 à mai 2023

##### II.1.1.a. Préparation du terrain

Les cultures *in-situ* ont été mises en place sur un terrain privé en friche, situé au sud du Canal Saint-Louis (Figure 1).

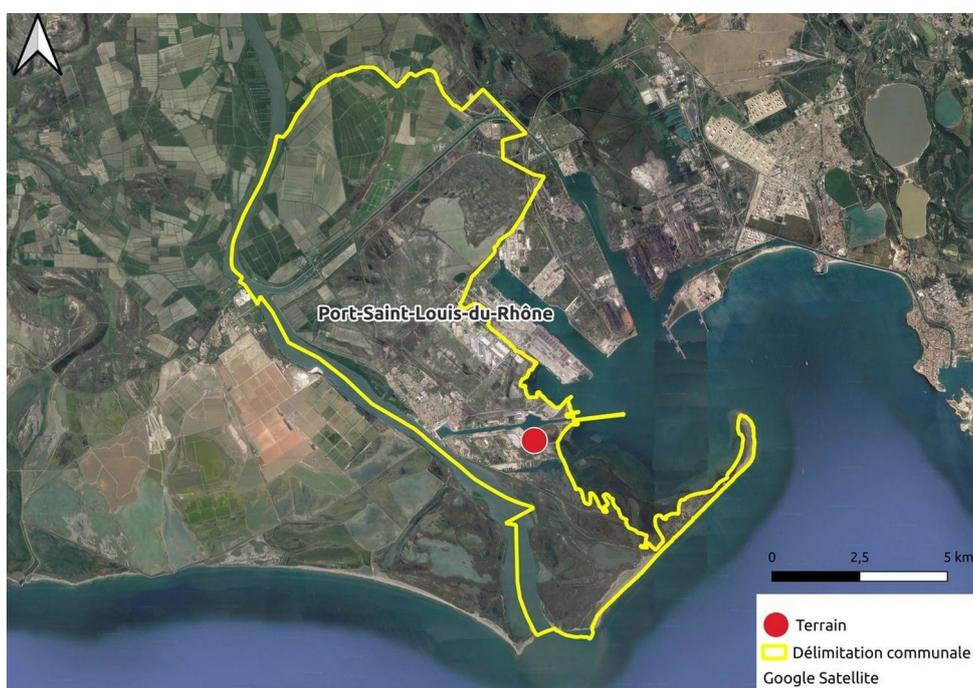


Figure 1 : Localisation du terrain



Figure 2 : Parcelle désherbée et retournée



Figure 3 : Parcelles bâchées

En avril 2022, cinq parcelles de 3 m x 3 m, séparées d'au moins 1 m, y ont été délimitées. Avant de les travailler, les sols ont été humidifiés afin de limiter les envols de poussières. Ils ont ensuite été

défrichés, désherbés et retournés à l'aide d'un motoculteur thermique (Figure 2), avant d'être recouverts d'une bâche en vue de limiter le développement d'adventices avant la mise en culture (Figure 3).

### II.1.1.b. Mise en culture et entretien

La mise en culture a été réalisée le 8 juin 2022. Dans un premier temps, environ 5,5 kg de compost organique ont été ajoutés à la surface des sols des parcelles 2 et 4, ce qui correspond à un dosage d'environ 600 g/m<sup>2</sup>. Cet ajout permet une légère dilution de la concentration en HAP dans l'horizon de surface. Ensuite, les sols ont été bêchés avant plantation.

Les espèces introduites ont été choisies selon leur adaptabilité aux propriétés physico-chimiques des sols et à la contamination aux HAP. Ainsi, deux couverts végétaux ont été testés : (i) une polyculture fourragère sur les parcelles 1 et 2 et (ii) une monoculture de *Miscanthus giganteus* sur les parcelles 3 et 4. La parcelle 5 était, elle, une parcelle témoin, composée du couvert végétal déjà en place (Figure 4).

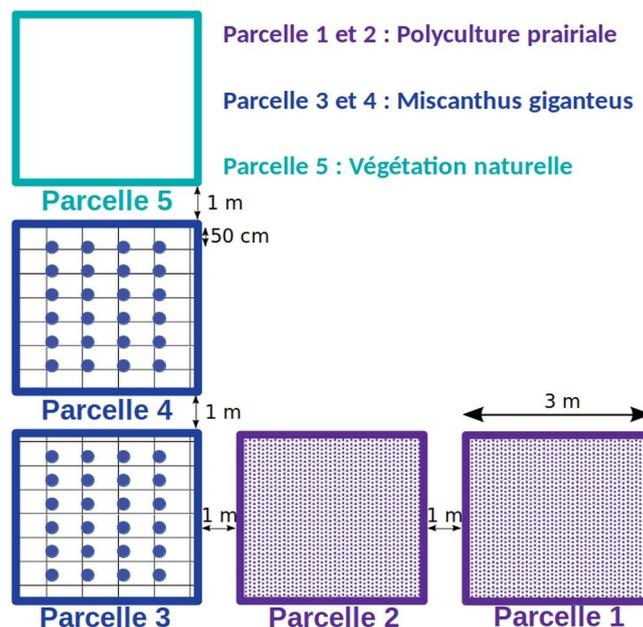


Figure 4 : Disposition des parcelles de culture

#### ➤ **Parcelle 1 et 2 : Polyculture fourragère**

Il s'agit d'un mélange de Ray-grass (*Lolium multiflorum*), Fétuque méditerranéenne (*Festuca arundinacea*), Trèfle violet (*Trifolium pratense*) et Luzerne cultivée (*Medicago sativa*) (Figure 5). Pour chaque parcelle, environ 13 g de graines de chaque espèce ont été semés à la volée, ce qui correspond à 14,5 kg/ha, puis enfouis sous 1 à 2 cm de sol à l'aide d'un râteau.

L'utilisation des Fabacées (Luzerne cultivée et Trèfle violet) comme espèces pionnières a plusieurs avantages. Celles-ci améliorent les caractéristiques du sol en terme de nutriments et de contenu organique, rendant possible la croissance d'autres espèces végétales. En effet, elles jouent un rôle important dans l'apport d'azote, l'augmentation de la fertilité des substrats et, par conséquent, l'augmentation de la diversité des rhizobactéries et des mycorhizes à arbuscules qui contribuent à immobiliser les polluants et à favoriser la croissance des plantes (Hao *et al.*, 2014). De plus, les Graminées (Fétuque méditerranéenne et Ray-grass) ont une capacité de recouvrement importante et des systèmes racinaires fibreux et denses, ce qui favorise la stabilisation des sols (Austruy, 2012). Ainsi, toutes les espèces sélectionnées sont couramment utilisées dans des procédés de phytoremédiation de sols contaminés (Boi *et al.*, 2023).

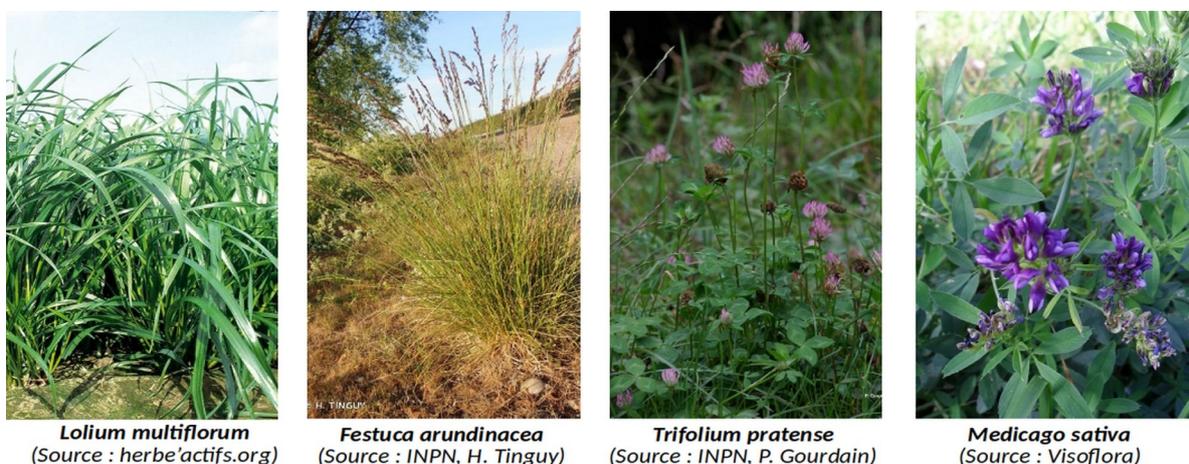


Figure 5 : Photos des différentes espèces composant la polyculture fourragère

#### ➤ **Parcelle 3 et 4 : *Miscanthus x giganteus***

Dans ces deux parcelles, 4 tranchées d'environ 10 cm de profondeur et espacées de 60 cm ont été creusées à l'aide d'une serfouette. Dans chacune d'elle ont été plantés 6 rhizomes de *Miscanthus x giganteus* (Figure 6), espacés de 40 cm (Figure 7). Chaque parcelle comptant ainsi 24 rhizomes.

L'un des principaux problèmes des zones contaminées est leur manque de valeur économique potentielle. Or, *Miscanthus giganteus* est une espèce qui possède un haut potentiel de matière première énergétique, notamment calorifique (pouvoir calorifique de 4,2 MW/t contre 3,3 MW/t pour le bois). Sa culture sur sol contaminé peut permettre une revalorisation économique de ces espaces dégradés (Wanat *et al.*, 2014). García *et al.* (2010) ont démontré que *Miscanthus giganteus* présente un mécanisme de tolérance physiologique aux sols contaminés, une capacité antioxydante et un faible transfert vers ses parties aériennes (Barbu *et al.*, 2010 ; Wanat *et al.*,

2014). L'ensemble de ces caractéristiques en fait donc un bon candidat pour la revégétalisation de sols contaminés.



Figure 6 : *Miscanthus x giganteus*  
(Source : INPN, D. Bourget)

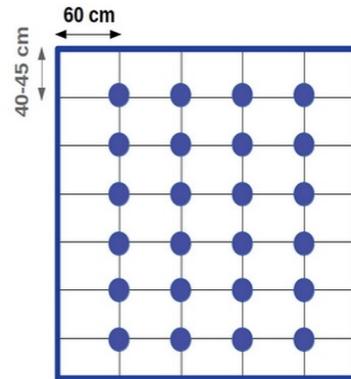


Figure 7 : Schéma de plantation des rhizomes

#### ➤ **Parcelle 5 : Témoin**

Sur cette parcelle, le couvert végétal naturel a été maintenu. Une étude floristique a été réalisée au printemps 2022 permettant de déterminer sa diversité et la capacité de recouvrement de chaque espèce.

#### ➤ **Entretien**

Un arrosage régulier des parcelles a été assuré par l'équipe de l'IECP à raison de 5 jours par semaine pendant les mois de juin, juillet et août 2022; avec un apport d'eau d'environ 20 L par parcelle.

### II.1.1.c. Suivis réalisés

Un relevé floristique du couvert végétal naturellement présent sur le site a été effectué le 05/05/2022.

Lors de la mise en culture, le 08/06/2022, des prélèvements de sols ont été réalisés afin d'établir un état initial (T0) de la contamination en HAP. Ensuite, le 31/08/2022 (T1 = 3 mois), de nouveaux prélèvements de sols ont été réalisés, ainsi que des échantillonnages de végétaux (racines et parties aériennes) complétés par des mesures de respiration des sols.

Suite à des problèmes techniques, les cultures *in-situ* ont dû être abandonnées au profit de cultures en condition contrôlée (culture en pot) lancées au printemps 2023. Seuls les tests portant

sur la polyculture fourragère ont pu être maintenus. C'est pourquoi, les analyses des paramètres pédochimiques et des HAP dans les échantillons de sols et de végétaux prélevés *in-situ* n'ont pas été réalisées.

## **II.1.2. Culture en condition contrôlée – Mai 2023 à décembre 2023**

### **II.1.2.a. Préparation des pots, mise en culture et entretien**

De nouvelles plantations ont été réalisées le 22/05/2023 dans des pots de culture de 49 cm x 7 cm (0,0343 m<sup>2</sup>) installés à l'IECP. Au total, six pots ont été mis en place afin de tester la polyculture fourragère décrite précédemment dans trois conditions de culture :

➤ **Condition 1 (pots 1 et 2) : sol prélevé**

Environ 8 kg de sols prélevés sur le site d'étude de Port-Saint-Louis-du-Rhône ont été ajoutés dans chaque pot.

➤ **Condition 2 (pots 3 et 4) : sol prélevé et matière organique**

Environ 8 kg de sols prélevés sur le site d'étude et 500 g de terreau avec engrais (correspondant à 62,5 g/kg) ont été ajoutés dans chaque pot, soit une dilution d'environ 6 % des teneurs en HAP dans les sols.

➤ **Condition 3 (pots 5 et 6) : terreau**

Environ 4 kg de terreau avec engrais ont été ajoutés dans chaque pot.

Dans ces différents substrats, environ 0,31 g de chaque semence (soit 9 g/m<sup>2</sup>) ont été plantés sous 1 à 2 cm de sol dans chaque pot.

➤ **Entretien**

Un arrosage régulier des pots a été effectué plusieurs fois par semaine, à raison de 500 à 1 000 mL par jour et par pot, de mai à décembre 2023. Les apports en eau et les conditions météo associées sont détaillés en Annexe 1.

### **II.1.2.b. Suivis réalisés**

Lors de la mise en culture, le 22/05/2023, un prélèvement de sol a été réalisé dans chaque pot afin d'établir un état initial (T0) de la contamination en HAP et des paramètres physico-chimiques.

Ensuite, le 30/08/2023 (T1 = 3 mois) et le 05/12/2023 (T2 = 7 mois), dans chaque pot, ont été échantillonnés plusieurs végétaux et les sols rhizosphériques associés. Pour cela, des végétaux ont été choisis aléatoirement, afin de réaliser un échantillon composite représentatif.

Pour finir, un relevé floristique du couvert végétal développé dans chaque condition de culture a aussi été effectué à T1 et T2.

## **II.2. Mesure de respirations dans les sols**

### **II.2.1. Objectifs**

On appelle respiration d'un sol le flux de CO<sub>2</sub> libéré au niveau de l'interface sol-atmosphère. Ce CO<sub>2</sub> est le résultat des activités biologiques des sols, mais peut aussi être dû à l'oxydation chimique des composés carbonés, ou encore à la dissolution des carbonates présents dans les sols (Granier *et al.*, 2000). La contribution de chacun de ces processus est difficile à établir. En effet, plusieurs études ont montré une contribution de la respiration racinaire et microbienne allant de 10 à 90 %, les sources cataboliques d'émission de CO<sub>2</sub> étant multiples (respiration des racines, activité de la flore rhizosphérique et de la faune, décomposition de la matière organique ...) (Hanson *et al.*, 2000 ; Berard *et al.*, 2016). Cependant, la mesure globale de ce flux de CO<sub>2</sub> entre le sol et l'atmosphère apporte une information claire directement liée au fonctionnement biologique du sol.

### **II.2.2. Méthode**

La mesure de la respiration des sols s'effectue à l'aide d'un LI-COR 6400-09 (Figure 8), un appareil portable permettant de mesurer les échanges de CO<sub>2</sub> entre différents types d'interfaces, notamment l'interface sol/atmosphère. Simultanément, il réalise également des mesures de température, d'humidité relative (air et sol) et de pression atmosphérique. Cet appareil possède une chambre spécifique aux mesures de respiration de sol, ainsi qu'un ordinateur qui analyse, traite et met en forme les mesures effectuées par la chambre sol (Figure 9).

À l'échelle mondiale, la respiration peut présenter une variation d'un facteur 10 suivant l'écosystème et la localisation, puisque la variabilité spatiale conditionne le type de sol et de biosphère, ainsi que le climat (Schlesinger et Andrews, 2000). De nombreux facteurs biotiques et

abiotiques impactent la respiration des sols, tels que la température, l'humidité, les paramètres physico-chimiques du sol (teneur en matière organique, ...) et sa diversité biologique. En effet, la pédofaune associée à la microflore participe à l'amélioration et la stabilisation de l'organisation structurale du sol et a donc une action sur la respiration du sol (Bahn *et al.*, 2008).



Figure 8 : LI-COR 6400-09



Figure 9 : Ordinateur du LI-COR 6400-09

Ainsi, le flux de CO<sub>2</sub> est très sensible aux fluctuations de pression. Une chambre non ventilée fermée induirait des augmentations de pression significatives qui pourraient être amplifiées par l'évaporation de l'eau dans les sols, ainsi que par le réchauffement de l'air dans la tête de la chambre. Donc, pour éviter toute perturbation du flux de CO<sub>2</sub>, la chambre est ventilée et établit un équilibre dynamique entre les pressions à l'intérieur et à l'extérieur de celle-ci. En utilisant ce système, le flux de CO<sub>2</sub> mesuré dans les sols dépend de la concentration en CO<sub>2</sub> dans la chambre de mesure. Cette concentration avec son delta est définie à partir de la mesure de la concentration atmosphérique en CO<sub>2</sub> et est établie à 400 ± 10 ppm. Pour maintenir des conditions stables, des colliers en PVC ont été installés aux points de mesure 24 heures avant.

Les mesures de respiration des sols ont été réalisées sur les sols de culture prélevés à Port-Saint-Louis-du-Rhône, avec et sans amendement, avec 3 points de mesure par condition. Sur chaque point, l'appareil a effectué 20 cycles en un temps compris entre 1 et 2 minutes, suivant le temps de stabilisation de la concentration en CO<sub>2</sub> dans la chambre, portant entre 107 et 214 le nombre de mesures de flux réalisées par parcelle.

Ces valeurs ont été récupérées et traitées afin d'obtenir une valeur moyenne pour chaque variable mesurée (flux de CO<sub>2</sub>, température du sol et de l'air, humidité relative du sol et de l'air).

## II.3. Relevés floristiques

### II.3.1. Relevé floristique *in-situ*

Afin d'établir les caractéristiques de la végétation naturellement présente sur les sols de culture, un relevé floristique a été réalisé *in-situ* le 05/05/2022.

Pour cela, six placettes ont été sélectionnées au hasard sur le site d'étude, afin qu'elles soient le plus représentatives possibles de la végétation présente sur site. Sur chacune d'elle, un quadrat de 50 cm x 50 cm a été utilisé pour définir le pourcentage de recouvrement de chaque espèce herbacée identifiée (Figure 10). Ce pourcentage a été traduit en coefficient de recouvrement en utilisant l'échelle des coefficients d'abondance-dominance de Braun-Blanquet (Walter, 2006) (Tableau 1).

Tableau 1 : Échelle des coefficients d'abondance-dominance de Braun-Blanquet

Pourcentage de recouvrement	Coefficient de recouvrement associé
> 75 %	5
50 - 75 %	4
25 - 50 %	3
5 - 25 %	2
< 5 %	1
Quelques individus	+



Figure 10 : Exemple de quadrat

L'identification des espèces végétales a été réalisée sur le terrain et confirmée au laboratoire de l'IECP à l'aide de la « Flore forestière française de la région méditerranéenne » (Ed. CNPF-IDF, 2008) et de « Toutes les fleurs de Méditerranée » (Ed. Delachaux et Niestlé, 2009).

### **II.3.2. Relevé floristique des pots de culture**

À T1 et T2, un relevé floristique de chaque pot de culture a été réalisé. Ce dernier consistait à évaluer le pourcentage de recouvrement total des végétaux, ainsi que celui des quatre espèces cultivées.

## **II.4. Pré-traitement des échantillons et analyses chimiques**

### **II.4.1. Objectifs**

Afin de suivre l'efficacité de la revégétalisation sur la dégradation des HAP des sols en condition contrôlée, les concentrations de ces contaminants ont été mesurées dans différents compartiments (sols, racines et parties aériennes) sur trois périodes (T0, T1 et T2). Ces analyses ont été complétées par la détermination des principaux paramètres pédochimiques des sols amendés et non amendés.

### **II.4.2. Pré-traitement des échantillons**

Avant la mise en culture en pot (T0), des prélèvements de sols ont été réalisés après l'ajout des différents amendements afin de déterminer les paramètres pédochimiques de chaque condition de culture et l'état initial de la contamination en HAP.

Après 3 et 7 mois de culture (T1 et T2), les végétaux sélectionnés représentatifs du couvert végétal développé ont été prélevés délicatement, afin de récupérer un maximum de sol rhizosphérique, puis transférés dans un bac en aluminium pour être séparés en trois parties : sols, parties aériennes et parties racinaires.

#### **II.4.2.a. Sols**

Les échantillons de sol récoltés (T0, T1 et T2) ont été placés dans des flacons spécifiques et pesés avant d'être lyophilisés pendant 72 h (-55 °C / 0,035 mbar, Christ-Alpha 1-4 LD), c'est-à-dire jusqu'à ce que la perte de masse de l'échantillon de sols n'excède pas 5 % en 24 h. Cette méthode permet d'éliminer l'eau contenue dans les échantillons, elle a été préférée au séchage à l'étuve puisqu'elle limite la perte d'éléments volatils. Après détermination de la matière sèche pour le calcul de la teneur en eau, ils ont été broyés au mortier en agate et tamisés à 2 mm, avant d'être conditionnés dans des flacons en PPCO à -30 °C dans l'attente de leur envoi en laboratoire pour l'analyse des HAP et des paramètres pédochimiques.

### **II.4.2.b. Parties aériennes**

Les échantillons de feuilles (T1 et T2) ont été pesés puis rincés à deux reprises dans un bac en aluminium avec de l'eau milliQ. Ils ont ensuite été placés dans des flacons spécifiques avant d'être lyophilisés pendant 72 h (-55 °C / 0,035 mbar, Christ-Alpha 1-4 LD). Après détermination de la matière sèche pour le calcul de la teneur en eau, ils ont été broyés à l'aide d'un broyeur à billes équipé de capsules et billes en zirconium (Retsch MM 400) durant 2,5 min à une fréquence de 25 Hz, afin d'obtenir une poudre très fine et homogène. Après le broyage, la poudre a été récupérée dans des flacons en PPCO puis stockée à -30 °C.

Pour les analyses chimiques, un échantillon composite a été réalisé par condition de culture, soit trois échantillons (C1-C2, C3-C4 et C5-C6) par période (T1 et T2).

### **II.4.2.c. Parties racinaires**

Les échantillons de racines (T2) ont été pesés puis lavés dans un bac en aluminium avec de l'eau milliQ. Ils ont ensuite été transférés dans un bécher rempli d'eau milliQ puis passés dans un bac à ultrasons pour décoller les particules adsorbées avant d'être rincés une dernière fois à l'eau milliQ. Ensuite, dans des flacons spécifiques, ils ont été lyophilisés pendant 72 h (-55 °C / 0,035 mbar, Christ-Alpha 1-4 LD), avant d'être broyés à l'aide d'un broyeur à billes équipé de capsules et billes en zirconium (Retsch MM 400) durant 2,5 min à une fréquence de 25 Hz. La poudre obtenue a été stockée à -30 °C dans des flacons en PPCO.

Comme pour les feuilles, trois échantillons composites ont été analysés, un par condition de culture (C1-C2, C3-C4 et C5-C6).

### **II.4.3. Analyses des paramètres pédochimiques**

Les analyses des paramètres physico-chimiques ont été réalisées par le Laboratoire Développement Méditerranée à Alès (Accréditation COFRAC n°1-5865) sur la fraction inférieure à 2 mm pré-traitée. Ces analyses ont été effectuées selon les normes AFNOR suivantes :

- NF X13-117 pour le pH ;
- NF ISO 10694 pour le Carbone organique total (COT) ;
- NF ISO 13878 pour l'azote total ;
- NF X31-130 pour la Capacité d'échanges cationiques (CEC) ;
- NF X31-107 pour la granulométrie 5 fractions.

Le rapport C/N a été calculé à partir de la concentration en azote total et en COT. De même, à partir de la teneur en COT, la concentration en matière organique a été calculée selon l'Eq. 1.

$$\text{Matière organique (g/kg)} = \text{cot} \times 1,71 \quad \text{Eq. 1}$$

Le calcul de la teneur en eau a été effectué à partir de la détermination de la matière fraîche (MF) et sèche (MS) de chaque échantillon de sols et végétaux (Eq. 2).

$$\text{Teneur en eau} = \frac{(MF - MS)}{MS} * 100 \quad \text{Eq. 2}$$

#### II.4.4. Analyses chimiques

À ce jour, environ 130 HAP ont été identifiés et 16 ont été retenus comme prioritaires par l'agence environnementale américaine (US-EPA) (Tableau 2) en raison de leur potentielle toxicité. Les analyses effectuées portent donc sur ces 16 HAP, qui sont les plus fréquemment recherchés et analysés dans les études de risque pour l'environnement.

Tableau 2 : Liste des 16 HAP analysés

Nom	Symbole	Nombre de cycles	Formule chimique
Naphtalène	Nap	2	C <sub>10</sub> H <sub>8</sub>
Acénaphthylène	Acy		C <sub>12</sub> H <sub>8</sub>
Acénaphthène	Ace		C <sub>12</sub> H <sub>10</sub>
Fluorène	Fle	3	C <sub>13</sub> H <sub>10</sub>
Anthracène	Ant		C <sub>14</sub> H <sub>10</sub>
Phénanthrène	Phe		C <sub>14</sub> H <sub>10</sub>
Fluoranthène	FIA		C <sub>16</sub> H <sub>10</sub>
Pyrène	Pyr	4	C <sub>16</sub> H <sub>10</sub>
Benzo(a)anthracène	BaA		C <sub>18</sub> H <sub>12</sub>
Chrysène	Chr		C <sub>18</sub> H <sub>12</sub>
Benzo(a)pyrène	BaP		C <sub>20</sub> H <sub>12</sub>
Benzo(b)fluoranthène	BbF	5	C <sub>20</sub> H <sub>12</sub>
Dibenzo(ah)anthracène	DBA		C <sub>22</sub> H <sub>14</sub>
Benzo(k)fluoranthène	BkF		C <sub>20</sub> H <sub>12</sub>
Benzo(ghi)pérylène	Bpe	6	C <sub>20</sub> H <sub>12</sub>
Indeno(1,2,3-cd)pyrène	Ipy		C <sub>22</sub> H <sub>12</sub>

Les analyses des HAP contenus dans les échantillons de sols et de végétaux ont été réalisées au Laboratoire de Chimie Analytique de la Faculté de la Timone.

Pour chaque échantillon, une prise d'essai de 0,5 g a été introduite dans un flacon, puis diluée dans de l'acétone avant de passer à la cuve à ultrasons 2 x 15 minutes afin de dissoudre les HAP. Les flacons ont été laissés à décanter une nuit, puis le surnageant a été filtré sur filtre GF/C et récupéré dans des fioles jaugées. Des cartouches C18 de 1 g (mini-colonnes Bond Elut C18-JR à usage unique) ont été placées sur le dispositif d'extraction et ont été connectées à des réservoirs en plastique. Chaque cartouche a été rincée avec 5 ml d'acétone, puis 5 ml d'une solution à 40 % d'acétone et 60 % d'H<sub>2</sub>O. Les extraits ont ensuite été ajoutés dans le réservoir, puis la fiole de 10 ml a été rincée avec 15 ml d'H<sub>2</sub>O. L'eau ajoutée aux extraits permet la rétention des HAP sur la cartouche au moment de l'ouverture du réservoir. Les cartouches ont ensuite été séchées 15 minutes par aspiration d'air sur le montage d'extraction. Les HAP ont été décollés de la cartouche avec 4 ml d'acétone, en créant une légère dépression avec le système d'aspiration, et récupérés dans une fiole jaugée de 5 ml complétée à 5 ml avec du méthanol. Les échantillons ont ensuite été analysés par chromatographie en phase gazeuse (Agilent Technologies, GC-MSD), équipé d'une colonne capillaire DB5 J&W (30 m x 0,25 mm x 0,25 µm). Les analyses ont été réalisées en mode « SIM (Single Ion Monitoring) » pour la quantification.

## II.5. Détermination des facteurs de bioaccumulation et de translocation

### II.5.1. Facteur de bioaccumulation

La bioaccumulation dans les végétaux désigne le processus durant lequel les plantes absorbent et accumulent des composés chimiques présents dans leur environnement (sol, eau, air) (Arnot et Gobas, 2006). Le calcul d'un facteur de bioaccumulation (FB) permet de visualiser ce processus.

Ce facteur correspond au ratio de la concentration du composé dans la plante par rapport à sa concentration dans l'environnement, tel que :

$$FB = \frac{\text{concentration du composé dans la plante}}{\text{concentration du composé dans un milieu environnant (eau, sol ...)}} (\mu\text{g/kg MS})$$

Ici, les calculs ont été faits pour les concentrations de HAP observées dans la plante entière à T2, en comparaison avec celles mesurées dans les sols au même moment.

## II.5.2. Facteur de translocation

Dans les végétaux, le facteur de translocation (FT) désigne la capacité d'une plante à déplacer des composés absorbés par les racines vers les parties aériennes (Mombo, 2016). Son calcul se fait à partir du ratio de la concentration d'un composé dans les parties aériennes par rapport à sa concentration dans les parties racinaires, avec :

$$FT = \frac{\text{concentration du composé dans les parties aériennes}}{\text{concentration du composé dans les parties racinaires}} (\mu\text{g/kg MS})$$

Ici, les calculs ont été faits pour les concentrations de HAP présentes à T2 dans les parties racinaires et foliaires.

### III. Résultats et discussion

#### III.1. Caractéristiques des sols de culture

##### III.1.1. Paramètres physico-chimiques des sols *in-situ*

Les paramètres physico-chimiques des sols sont présentés dans le Tableau 3.

Tableau 3 : Paramètres physico-chimiques des sols cultivés en pot

Paramètres	pH	Salinité	CEC	Matière orga.	Carbone orga.	Azote total	Rapport C/N	Argile	Limon	Sable
Unités		g/kg	méq/100g	%	%	g/kg		%	%	%
Sol non amendé	8,3	0,04	7,4	2,8	1,6	1,49	11,0	9,1	24,9	66,0
Sol amendé	8,3	0,04	6,6	3,3	1,9	1,66	11,7	10,4	21,9	67,7
Sol témoin (terreau)	8,0	0,02	67,7	57	33,3	10,00	33,3	22,7	66,2	11,0

Les sols de culture amendé et non amendé présentent une texture très grossière de sable, avec une majorité de sable fin. Leurs structures sont très stables et ne présentent pas de risque d'asphyxie, ils sont également non battants et plutôt alcalins (pH = 8,3). Ils présentent tous deux des quantités relativement élevées de matière organique, même si, logiquement, le sol amendé est sensiblement plus riche en matière organique, carbone organique et azote ; son rapport C/N est aussi plus important. Concernant les réserves des sols, leurs capacités d'échange cationique (CEC), paramètre permettant d'apprécier la capacité de rétention des éléments nutritifs et donc la fertilité d'un sol, sont faibles, en lien avec leur texture sableuse.

Le terreau utilisé comme sol témoin est composé de compost vert de matière végétale en mélange, de fibre de bois et d'engrais. Il est donc, par sa composition, très riche en matière organique et azote total. De pH 8,0, il présente des paramètres pédochimiques en général très élevés et une texture limono-argilo-sableuse.

##### III.1.2. Respiration des sols *in-situ*

La Figure 11 présente les flux de CO<sub>2</sub> moyens mesurés pour les sols de culture avec ou sans amendement, environ trois mois après l'apport de matière organique sur sol amendé.

Ces mesures de respiration des sols montrent une influence positive de l'apport de matière organique. En effet, le flux de CO<sub>2</sub> moyen mesuré sur le sol non-amendé est significativement moins important que celui relevé sur sol amendé ( $p < 0,005$ ).

L'ajout de matière organique a donc stimulé l'activité biologique des sols. En effet, cet apport a facilité le développement du couvert végétal et l'activité biologique des sols (micro-organismes, pédofaune) comme observé dans de nombreux travaux (Bahn *et al.*, 2008 ; Guerrini *et al.*, 2016 ; Berard *et al.*, 2016). Par ailleurs, il a amélioré la structuration du sol, très sableux initialement, permettant une meilleure aération et capacité de fixation des éléments nutritifs, ce qui favorise la vie du sol et les échanges gazeux.

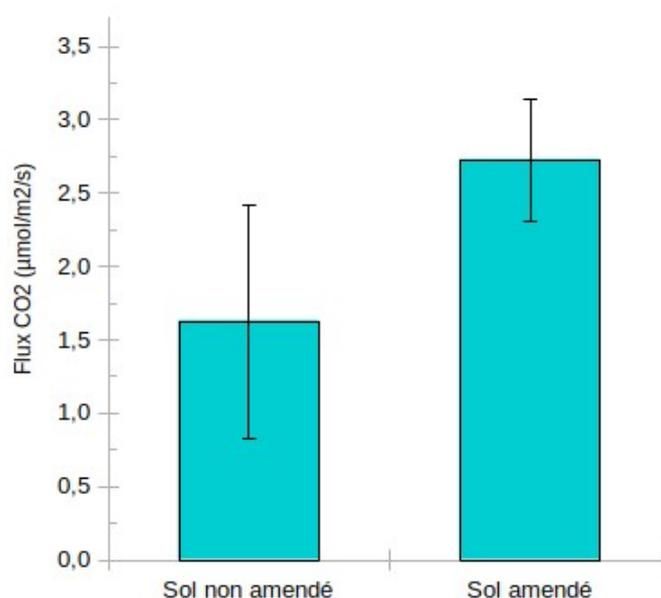


Figure 11 : Mesures de respiration des sols avec et sans amendement  
(T °C moyenne des sols : 31,5 °C et humidité relative : 34 %)

### III.2. Relevé floristique in-situ

Le relevé floristique des espèces herbacées réalisé *in-situ* est présenté dans le Tableau 4.

Le coefficient de recouvrement moyen est de 82,7 %, soit près de 20 % de sol non recouvert. En moyenne, 10 espèces ont été relevées par quadrat (0,25 m<sup>2</sup>). Au total, 24 espèces herbacées ont été identifiées, réparties dans 13 familles, principalement des Poacées (graminées), des Fabacées (légumineuses) et des Astéracées (composées).

Tableau 4 : Coefficients de recouvrement des espèces identifiées in-situ dans chaque quadrat (Q1 à Q6) et pourcentages associés

Famille	Nom commun	Nom latin	Coefficients de recouvrement					
			Q1	Q2	Q3	Q4	Q5	Q6
Apiaceae	Torilis à fleur glomérée	<i>Torilis nodosa</i>	2	+	2	+	+	
Asteraceae	Crépis bulbeux	<i>Sonchus bulbosus</i>	2	+		1	1	+
	Inule visqueuse	<i>Dittrichia viscosa</i>		3	2			
	Porcelle des sables	<i>Hypochaeris glabra</i>	1		1		2	
Caprifoliaceae	Cethranthe chausse-trape	<i>Centhranthus calcitrapae</i>			+			
Dipsacaceae	Scabieuse des jardins	<i>Sixalis atropurpurea</i>				+		+
Euphorbiaceae	Euphorbe des marais	<i>Euphorbia palustris</i>				2		+
Fabaceae	Luzerne du littoral	<i>Medicago littoralis</i>			1			+
	Trèfle champêtre	<i>Trifolium campestre</i>				4	3	3
	Trèfle étoilé	<i>Trifolium stellatum</i>		+				
	Vesce hérissée	<i>Vicia hirsuta</i>	+	+	1			
Geraniaceae	Herbe à Robert	<i>Geranium robertianum</i>	1		1			
Juncaceae	Jonc subulé	<i>Juncus subulatus</i>		2				
Orchidaceae	Ophrys brun	<i>Ophrys fusca</i>			+			
Orobanchaceae	Orobanche du picris	<i>Orobanche picridis</i>			+			
Poaceae	Avoine barbue	<i>Avena barbata</i>					2	2
	Chiendent	<i>Agropyron repens</i>	2	1	2			
	Queue de lièvre	<i>Lagurus ovatus</i>		+			2	
	Ray-grass	<i>Lolium perenne</i>	2	2	2			
	Roseau sauvage	<i>Phragmites australis</i>	2	2	2			
	Vulpine faux brome	<i>Vulpia bromoides</i>		1	1	2		2
Primulaceae	Mourons des champs	<i>Lysimachia arvensis</i>		+		+	+	+
Rubiaceae	Gaillet grateron	<i>Galium aparine</i>		2	2			
	Rubéole des champs	<i>Sheradia arvensis</i>	2	3	1	+		

<b>Recouvrement total moyen (%)</b>	82,68 ( $\sigma = 13,08$ )
<b>Nombre moyen d'espèces / 0,25 m<sup>2</sup></b>	10

Beaucoup d'espèces présentes sont considérées comme halotolérantes au regard de la proximité du site avec le littoral méditerranéen. Appartiennent à cette catégorie non seulement les halophytes stricto sensu, mais aussi les taxons hydro/hygrophiles qui possèdent une tolérance

intrinsèque au stress salin (Manousaki *et al.*, 2011 ; González-Orenga *et al.*, 2021). Peuvent notamment être cités le Jonc subulé, l'Euphorbe des marais et le Roseau sauvage ; qui sont des espèces étudiées dans le cadre de revégétalisation d'environnements humides dégradés (Boi *et al.*, 2023). Ces trois espèces sont des espèces halotolérantes-hygrophiles capables de se développer dans des environnements extrêmement pollués de zones minières ou industrielles (Freitas *et al.*, 2009 ; Bacchetta *et al.*, 2015 ; Chaabani *et al.*, 2017). Par ailleurs, un grand nombre d'espèces recensées sont des espèces pionnières (Austruy, 2012 ; Boi *et al.*, 2023), c'est le cas du Gaillet gratteron, du Chiendent, du Crépis bulbeux ou de l'Inule visqueuse. Plus spécifiquement, des espèces métallophytes sont relevées, notamment des Fabacées (Luzerne du littoral, Trèfle champêtre, Vesce hérissée) et des Poacées (Chiendent, Ray-grass, Vulpine faux brome, Avoine barbue). Ces taxons sont capables d'accumuler et de tolérer de grandes quantités de métaux (Dar *et al.*, 2015). À noter, la présence d'une espèce d'orchidée, l'Ophrys brun, également caractéristique d'environnements miniers (De Agostini *et al.*, 2020). La présence d'Orchidaceae sur des substrats contaminés est justifiée par sa capacité de symbiose mycorhizienne avec des champignons libres du sol qui aident les orchidées à se protéger contre les effets des polluants (Shefferson *et al.*, 2008 ; De Agostini *et al.*, 2020).

La présence de ces espèces pionnières et métallophytes sur un site n'ayant pas subi de remaniement ou modification en surface depuis plus de 30 ans peut être la conséquence d'un état dégradé du sol, tant à travers ses niveaux de contamination, mais aussi de sa qualité agronomique (Austruy, 2012 ; Dumat et Austruy, 2014).



Figure 12 : Photo de la végétation relevée sur le site pollué de la Presqu'île du Mazet.

Enfin, au regard des relevés floristiques de chaque quadrat, deux types de végétation peuvent être identifiés (Figure 12) : (i) des espèces caractéristiques des pelouses sèches méditerranéennes

(Mouron des champs, Porcelle des sables, Rubéole des champs, Trèfle champêtre, Vulpie faux brome ...) sur le secteur sud et centre du site (Q4 à Q6) et (ii) des espèces hygrophiles (Q1 à Q3) (Euphorbe des marais, Roseau sauvage, Jonc subulé ...) en bordure du site et proche du littoral et caractéristiques des zones humides d'eau salée présente sur la Presqu'île du Mazet.

Malgré une étude centrée sur la végétation herbacée, les espèces arbustives présentent sur le terrain ont été relevées. Deux espèces ont été identifiées, *Tamaris sp.* et *Elaeagnus angustifolia* (Olivier de bohème). Or, les Tamaris sont des espèces halotolérantes, fréquemment rencontrées en Méditerranée et sur la commune de Port-Saint-Louis-du-Rhône, et adaptées à la restauration écologique des sols pollués des marais salants (Hidalgo *et al.*, 2022). De plus, les Oliviers de bohème se développent bien sur les sols secs et pauvres comme rencontrés sur les friches industrielles, et présentent par ailleurs une croissance rapide. Sur le long-terme, leur culture peut favoriser la restauration des sols salins-alcalins par sa capacité à réduire la teneur en sel et à améliorer la fertilité du sol en modifiant la structure de la flore microbienne (Zhang *et al.*, 2022). Cette hétérogénéité du couvert végétal se retrouve dans l'hétérogénéité des coefficients trouvés sur les six quadrats relevés (recouvrement moyen compris entre 65,5 et 94,6%) qui mettent en évidence un faible recouvrement végétal sur certains secteurs du site. À cela s'ajoute la présence de nombreuses espèces témoignant de l'anthropisation du site. Ces résultats mettent donc en avant la perturbation de ces sols avec un taux de recouvrement très hétérogène mais aussi l'adaptation naturelle de la végétation présente sur site, à la contamination du sol.

### III.3. Évolution des concentrations de HAP dans les sols de culture en condition contrôlée

Le Tableau 5 présente les concentrations moyennes de HAP totaux mesurées à T0, T1 et T2 pour les différentes conditions de culture. Les concentrations de chaque congénère HAP sont présentées en Annexe 2.

Tableau 5 : Évolution des concentrations de HAP totaux ( $\mu\text{g}/\text{kg}$ ) mesurées dans les sols de culture en pot

	Sol non amendé			Sol amendé			Sol témoin		
	T0	T1	T2	T0	T1	T2	T0	T1	T2
<b>Totaux</b>	7469,53	6951,57	2737,27	6449,04	6585,92	3614,40	2617,24	1493,51	1086,34

Les teneurs en HAP relevées dans le sol amendé sont légèrement inférieures à celles du sol non amendé du fait de la légère dilution consécutive à l'ajout de matière organique. Entre T0 et T2, une réduction importante des concentrations en HAP est constatée pour les trois conditions de culture.

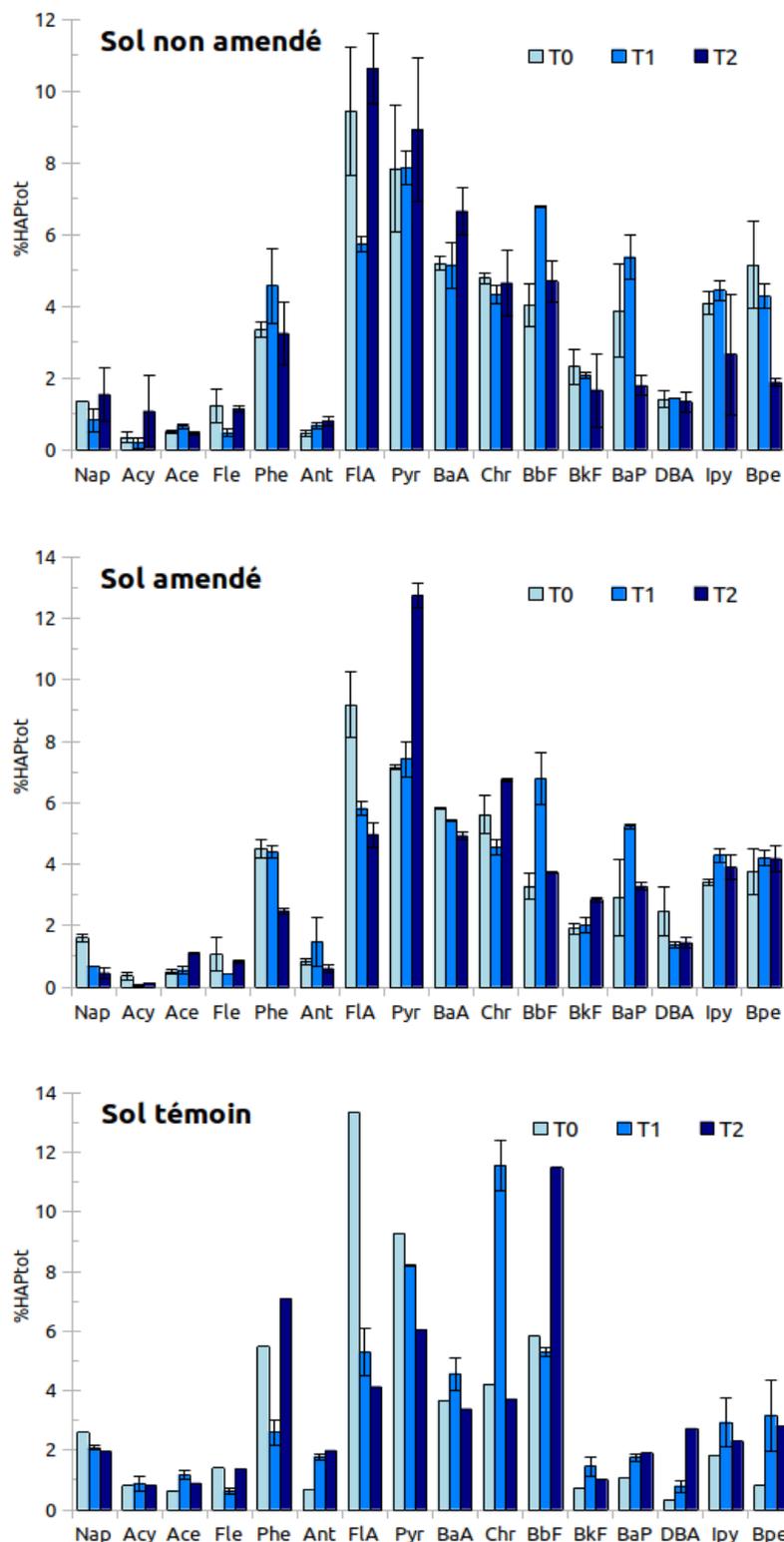


Figure 13 : Profils des 16 HAP (en %) pour les différentes conditions de culture à T0, T1 et T2 (n=4).

La culture sur sol non amendé présente la diminution la plus importante, de plus de 4700 µg/kg, soit 63,3 % de la concentration initiale de HAP. Sur sol amendé, une baisse de 44,0 % est observable, soit une réduction de 2835 µg/kg. Celles-ci sont moins importantes que sur sol non amendé, ce qui semble mettre en avant l'influence de la matière organique dans la

rétenion des HAP dans les sols. Quant au sol témoin, la diminution est de 58,5 %, soit 1530 µg/kg de HAP.

Au regard de la cinétique de réduction des teneurs en HAP, le procédé de phytodégradation des HAP est plus efficace après 3 mois de culture, avec une nette augmentation de la vitesse de dégradation des HAP visible entre T1 et T2.

La répartition des congénères en pourcentage de HAP totaux à T0, T1 et T2 pour chaque condition de culture est présentée dans la Figure 13. Regroupés par nombre de cycles, l'évolution des concentrations en HAP est présentée dans la Figure 14.

Des différences sont visibles selon la temporalité et le poids moléculaire des composés.

Concernant les composés légers, ils sont plus solubles dans l'eau et plus volatils dans l'air. Dans les sols, ils sont moins adsorbés à la matière solide du sol, donc plus mobiles, ainsi que plus facilement dégradés par des processus biologiques et chimiques (Lemière *et al.*, 2001), comme le montre la diminution globale des concentrations de HAP à deux cycles (Nap). Les réductions les plus importantes sont observées en présence de matière organique (84,0 % contre 59,7 % sans amendement). Il en est de même pour les composés à trois cycles, dont les concentrations ont été globalement réduites et dont la dégradation a été légèrement plus importante sur sol amendé (59,9 % contre 56,8 % sur sol non amendé). Cela est également visible dans l'évolution des profils de congénères HAP.

Les HAP à quatre cycles sont restés majoritaires entre T0 et T2 et les composés les plus présents sont FIA et Pyr. Cette majorité témoigne de la contamination historique du site. En effet, la répartition des HAP dans les sols apporte des informations sur la temporalité de la contamination. Ainsi, une contamination historique présentera une plus grande proportion de HAP lourds qu'une contamination récente qui, elle, contiendra plus de HAP légers.

Concernant l'évolution des concentrations globales des congénères à quatre cycles, elle montre que celles-ci ont diminué entre T0 et T2 pour l'ensemble des conditions de manière relativement régulière dans le temps. Cependant, contrairement aux HAP légers, la dégradation des HAP à quatre cycles est plus importante sur sol non amendé.

Pour les HAP lourds, à cinq et six cycles, leurs concentrations ont diminué à T2 avec et sans amendement organique, malgré une faible évolution entre T0 et T1 observée pour l'ensemble des conditions de culture. Comme pour les HAP intermédiaires à quatre cycles, les plus fortes réductions sont observées en absence de matière organique, avec une baisse moyenne de 70 % contre 35 % sur sol amendé. Sur le sol témoin, les concentrations ont globalement diminué pour l'ensemble des congénères, à l'exception de Bpe et surtout DBA.

Ces observations se retrouvent en partie dans les profils de HAP, avec une diminution de la part des congénères à cinq et six cycles sur sol non amendé et une faible variation sur sol amendé.

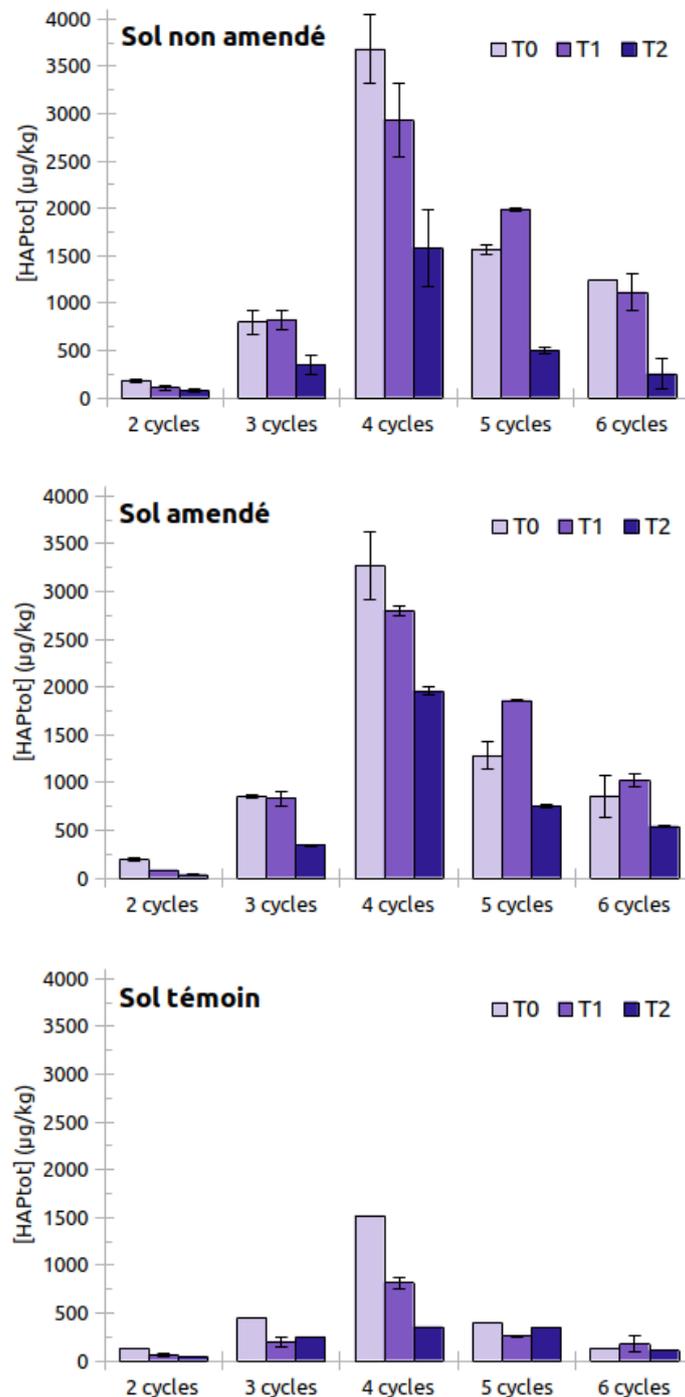


Figure 14 : Comparaison des profils des 16 HAP analysés, classés par nombre de cycles, présents dans les sols des 6 pots de culture à T0, T1 et T2

Ces résultats sont en accord avec les propriétés des HAP intermédiaires et lourds. En effet, ils sont faiblement solubles et volatils, contrairement aux HAP légers, et fortement adsorbés aux matières organiques et aux particules du sols, ce qui réduit leur mobilité. Ils sont donc moins disponibles pour l'absorption par les plantes et les micro-organismes. Cet aspect est accentué par leur fort

CARE phase II - Revégétalisation de sols contaminés aux HAP

poids moléculaire qui limite leur transfert à travers les barrières végétales (Pepin *et al.*, 2002 ; Girard *et al.*, 2011). L'ajout de matière organique aurait donc accentué la sorption des HAP intermédiaires et lourds peu mobiles, les rendant moins disponibles pour l'absorption par les plantes et la dégradation par les micro-organismes.

En conclusion, les résultats obtenus mettent en évidence la capacité du couvert choisi à dégrader les HAP présents dans les sols. L'ajout de matière organique a eu des effets différents selon les poids moléculaires des HAP. Cela a favorisé l'activité microbienne et donc la dégradation des HAP légers. À l'inverse, les HAP lourds ont été adsorbés à cette matière organique et ont été moins dégradés.

### III.4. Revégétalisation et bioaccumulation des polluants dans la végétation en condition contrôlée

#### III.4.1. Évolution du couvert végétal

Pour évaluer le développement du couvert végétal dans les différents pots, les pourcentages de recouvrement des quatre espèces composant la polyculture fourragère ont été définis à T1 et T2. Ils sont détaillés dans le Tableau 6. Des photos des six pots de culture sont également présentées en Annexe 3.

Tableau 6 : Pourcentages de recouvrement des quatre espèces cultivées à T1 et T2 dans les six pots de culture

		Condition 1 (Sol non amendé)		Condition 2 (Sol amendé)		Condition 3 (Sol témoin)	
		Pot 1	Pot 2	Pot 3	Pot 4	Pot 5	Pot 6
<b>T1</b>	Ray-grass	5	10	27	30	40	40
	Fétuque méditerranéenne	10	30	28	30	35	40
	Trèfle violet	5	< 1	< 1	< 1	5	5
	Luzerne cultivée	35	20	20	15	18	12
	<i>Recouvrement total</i>	55	60	75	75	98	97
<b>T2</b>	Ray-grass	16	21	27	25	37	19
	Fétuque méditerranéenne	12	14	22	21	23	57
	Trèfle violet	20	19	14	15	7	14
	Luzerne cultivée	38	36	30	38	26	5
	<i>Recouvrement total</i>	86	90	93	99	93	95

La Luzerne cultivée s'est bien développée sur le sol non amendé, où elle est la principale espèce à T1 et T2, contrairement aux Graminées qui se sont mieux développées sur le sol amendé et le sol CARE phase II – Revégétalisation de sols contaminés aux HAP

témoin. En effet, le Ray-grass et la Fétuque méditerranéenne sont plus présents dans les conditions 2 et 3, où elles sont les espèces majoritaires à T1. Par la suite, les Graminées sont restées majoritaires sur le sol témoin, avec une majorité de Ray-grass dans le pot 5 et de Fétuque dans le pot 6. Sur le sol pollué amendé (condition 2), la répartition des espèces semées s'est équilibrée entre Légumineuses et Graminées avec le plus fort recouvrement relevé pour la Luzerne. Ainsi, l'apport de matière organique semble induire une meilleure répartition des espèces végétales.

À noter le faible taux de germination du Trèfle violet après 3 mois de culture. Cependant, malgré son développement tardif, à T2 il a atteint des taux de recouvrement de 19,5, 14,5 et 10,5 % respectivement sur sol pollué non amendé, amendé et témoin.

Par ailleurs, les pourcentages de recouvrement totaux montrent que le développement des couverts végétaux est meilleur en présence de matière organique. En effet, à T2, les pots 3 et 4 présentent les taux de recouvrements les plus importants. Or, ces forts taux de recouvrement permettent de mettre en avant la capacité du couvert étudié à limiter les envols de poussières de sols.

### **III.4.2. Bioaccumulation dans les végétaux**

Les concentrations de HAP mesurées dans les échantillons de parties aériennes sont présentées dans la Figure 15, elles sont également détaillées dans l'Annexe 4.

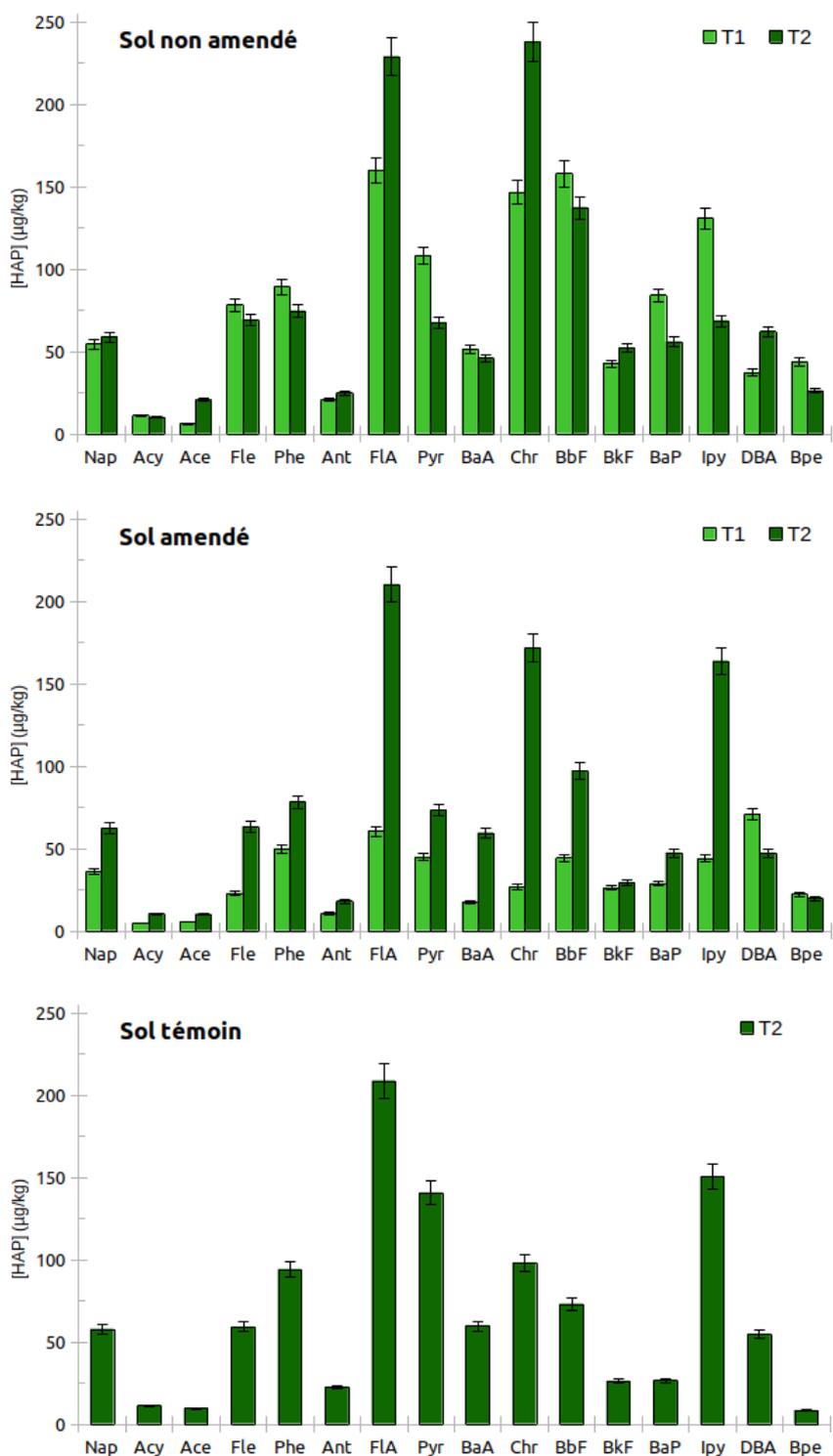
Une bioaccumulation des HAP dans les parties aériennes des végétaux est relevée quelque soit les conditions de culture. Cependant, elle varie en fonction des conditions de culture et de la période.

À T1, les concentrations en HAP totaux mesurées sont de 1223 µg/kg pour la condition 1 (sol non amendé) et 515 µg/kg pour la condition 2 (sol amendé). Après 3 mois de culture, la capacité de bioaccumulation des HAP par la végétation est significativement supérieure sur sol non amendé.

À T2, une relative stabilisation est observable pour la condition 1 (1241 µg/kg), contrairement à la condition 2 où la concentration de HAP totaux a augmenté, atteignant 1161 µg/kg. Quant au témoin (condition 3) elle est de 1100 µg/kg. Les concentrations observées dans les parties aériennes des végétaux cultivés dans ces trois conditions de culture sont donc relativement équivalentes. À terme, le substrat a donc eu une influence modérée sur la bioaccumulation de ce couvert.

Plus spécifiquement, la distribution des HAP montrent une accumulation préférentielle des HAP à quatre cycles, puisqu'ils représentent en moyenne 46 % des HAP totaux présents dans les végétaux à T2. Ils sont suivis par les HAP à cinq cycles (20 % des HAP totaux). Les congénères les plus

bioaccumulés étant ceux les plus présents dans les sols, soit FIA et Chr, pour toutes les conditions de culture, ainsi que Ipy en présence de matière organique.

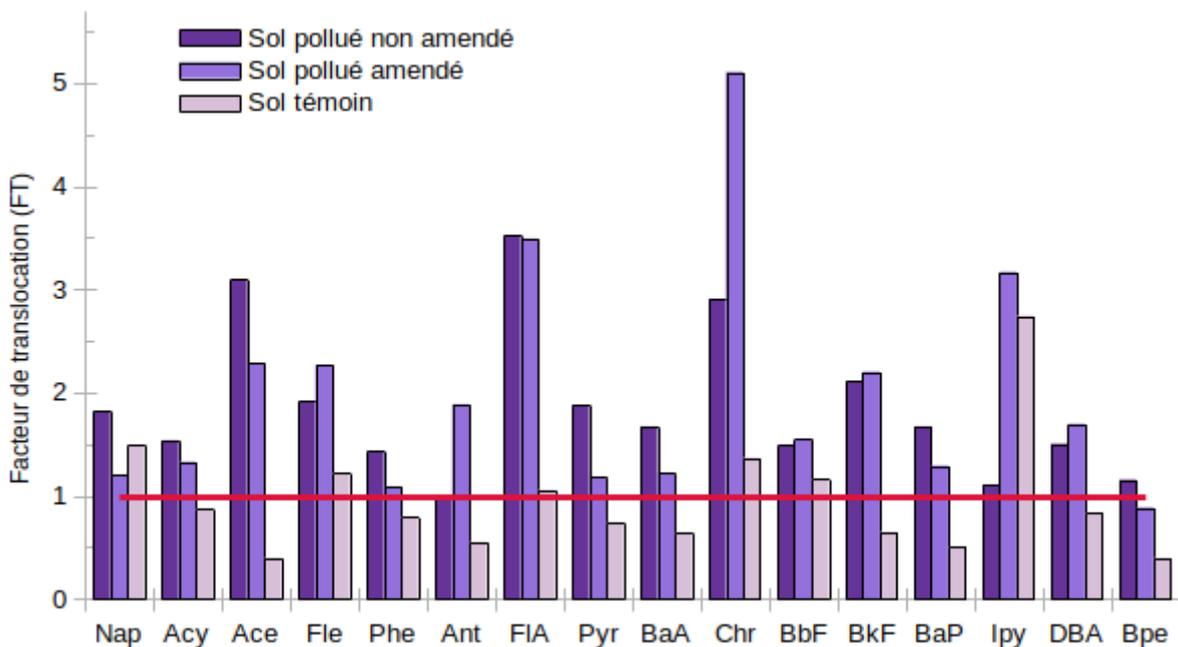


Figures 15 : Comparaison des concentrations des 16 HAP analysés dans les parties aériennes à T1 et T2 pour les trois conditions de culture

L'évolution des concentrations de HAP dans les parties aériennes des végétaux met donc en avant l'influence de la matière organique présente dans le substrat sur le processus de bioaccumulation

des HAP dans les végétaux. En effet, comme vu précédemment, l'ajout de matière organique a, dans un premier temps, favorisé la sorption des HAP aux particules de sols, limitant leur disponibilité pour les végétaux (Austruy *et al.*, 2013). Par la suite, les arrosages répétés des cultures ont engendré un lessivage et une dégradation de cette matière organique, réduisant la rétention des HAP dans les sols et permettant leur bioaccumulation, comme observé à T2. Lessivage qui a pu être favorisé par la faible CEC des sols prélevés (Cf III.1.1).

La Figure 16 présente les facteurs de translocation (FT) des HAP à T2 permettant d'évaluer le transfert entre les racines et les feuilles. Les teneurs en HAP mesurées dans les parties racinaires sont détaillées en Annexe 5.



Figures 16 : Facteur de translocation calculé pour les 16 HAP à partir des concentrations dans les feuilles et les racines relevées à T2

À T2, pour les sols pollués avec et sans amendement, les concentrations de HAP totaux mesurées dans les parties racinaires sont assez proches, avec respectivement 592 et 645 µg/kg (Annexe 5). Il en est de même pour les FT des HAP totaux qui sont presque de 2 pour les deux conditions (1,92 et 1,96 respectivement, sur sol non amendé et sol amendé). À noter que tous les FT des congénères HAP sont supérieurs à 1, à l'exception du Bpe en présence d'amendement. Ces résultats mettent en évidence un stockage préférentiel des HAP dans les feuilles. Sur le sol témoin, le FT est proche de 1 (0,97), ce qui montre une répartition assez homogène des HAP entre les parties racinaires et aériennes des végétaux sur sol non contaminé.

Cependant, l'analyse des FT par congénère met en évidence des différences significatives selon les conditions de culture. En effet, sur sol pollué, l'apport de matière organique a facilité le transfert et le stockage de HAP lourds et intermédiaires vers les feuilles. C'est le cas notamment du Chr, de Ant et Ipy. Au contraire, sur sol non amendé, une translocation plus importante des HAP vers les parties aériennes est relevée pour les HAP légers notamment Nap et Ace et, dans une moindre mesure, Pyr. Comme observé ici, de nombreux auteurs ont montré l'influence du poids moléculaire des congénères HAP dans le transfert sol-plante-air (Zhang *et al.*, 2017 ; Sanli *et al.*, 2023 ; Wang *et al.*, 2024). Dans le détail, le transfert racinaire des HAP légers est considéré comme majoritaire (Tarigolizadeh *et al.*, 2023). L'ajout de matière organique a donc permis de faciliter le transfert des HAP intermédiaires et lourds. En effet, la matière organique du sol joue un rôle important dans le devenir et les processus de transformation des HAP, affectant leur mobilité, leur disponibilité et leur persistance (Ukalska-Jaruga et Smreczak, 2020) et pouvant ainsi faciliter le transfert vers les plantes des HAP de poids moléculaire intermédiaire à élevé.

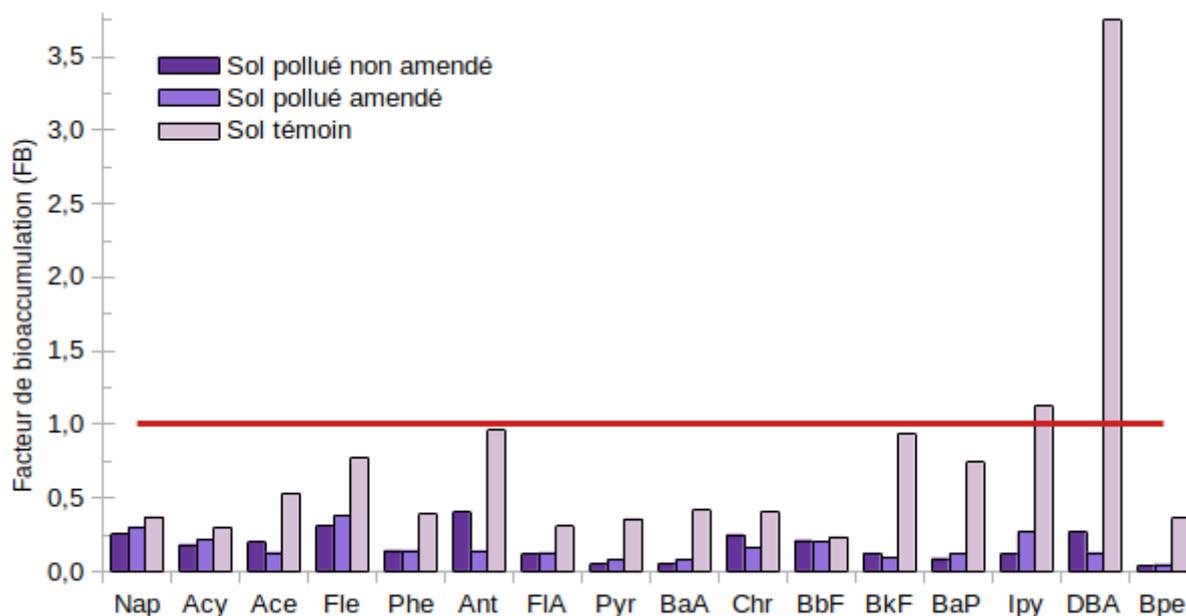
A noter que la plus forte accumulation des HAP dans les parties aériennes des végétaux peut aussi être consécutive des apports atmosphériques et de la capacité de bioaccumulation de ces contaminants par les végétaux à travers la voie foliaire.

### **III.4.3. Phytodégradation des HAP et bioaccumulation dans les végétaux**

Les principaux processus de détoxification des HAP par les plantes comprennent la transformation enzymatique, la conjugaison et l'accumulation de contaminants dans les parois cellulaires/vacuoles. Les plantes jouent également un rôle crucial dans la stimulation de la dégradation microbienne des HAP en produisant des exsudats racinaires, en améliorant la biodisponibilité, en fournissant des nutriments et en favorisant la diversité et l'activité microbiennes du sol. Ainsi, les interactions synergétiques entre les plantes et les microbes réduisent efficacement les teneurs en HAP dans les sols en facilitant leur dégradation et/ou leur bioaccumulation dans les parties aériennes et racinaires des végétaux (Tarigholizadeh *et al.*, 2024). Ainsi, le calcul de facteurs de bioaccumulation (FB) permet de quantifier ce transfert sol-plante. Les résultats obtenus sont détaillés dans la Figure 17.

Sur sol pollué avec ou sans amendement, le FB est relativement faible et égal à 0,07 pour les deux conditions, soit un transfert de 7 % des HAP des sols vers la végétation. Sur sol témoin, le FB pour les HAP totaux atteint 0,22. Dans le détail, comme observé pour les FT, pour les HAP légers, la capacité de bioaccumulation est plus importante sur sol non amendé. À l'inverse, sur sol amendé, une plus forte bioaccumulation est relevée pour les HAP lourds.

Ainsi, il peut être relevé un lien direct entre la réduction des concentrations de HAP dans les sols et la capacité de bioaccumulation de la végétation. L'ajout de matière organique semble influencer positivement le transfert des HAP lourds vers la végétation. Associés à la matière organique, les HAP lourds peuvent être plus facilement transportés dans les tissus de la plante et potentiellement faciliter leur dégradation au cours du temps en réduisant leur niveau de toxicité (Tarigholizadeh et al., 2024).



Figures 17 : Facteur de bioaccumulation calculé pour les 16 HAP en considérant les concentrations moyennes entre les feuilles et les racines relevées à T2

De plus, le calcul de ces FB permet de mettre en évidence le rôle essentiel des microorganismes associés dans la dégradation des HAP. En effet, des réductions de près de 63,3 et 44,0 % respectivement sur sol non amendé et amendé des teneurs en HAP ont été relevées après 7 mois de culture. Le couvert végétal ayant accumulé seulement 7 % des HAP présents dans le sol, une majorité des HAP éliminés du sol semble avoir été dégradés par l'action des microorganismes en interactions synergétiques avec les plantes.

## IV. Conclusion et perspectives

De précédents travaux ont mis en avant la contamination élevée et historique des sols aux HAP à Port-Saint-Louis-du-Rhône, et son impact sur la qualité de l'air. Or, en montrant l'efficacité de la revégétalisation, cette étude a permis d'identifier un couvert végétal pouvant répondre à cette problématique.

En effet, l'association prairiale choisie s'est très bien développée sur les sols contaminés, notamment en présence de matière organique. Les recouvrements totaux obtenus sont importants et mettent en avant l'efficacité de ce couvert à limiter les envols de poussières de sols.

Aussi, les résultats montrent sa capacité à dégrader les HAP présents dans les sols. Les concentrations mesurées dans ce compartiment ont été réduites de 37 à 73 % selon les conditions de culture, seulement 7 mois après la mise en culture. Cette réduction est issue de la forte capacité des végétaux sélectionnés à stimuler l'activité microbienne des sols au niveau rhizosphérique, favorisant la dégradation des HAP. Cependant, une bioaccumulation des HAP dans la végétation est relevée avec près de 7 % des HAP totaux transférés dans les tissus végétaux, ainsi qu'un stockage préférentiel dans les feuilles plutôt que dans les racines. Cela induit un risque de transfert des contaminants vers le vivant et donc un risque sanitaire à prendre en compte lors de la mise en place du couvert *in-situ*.

L'influence de l'apport de matière organique aux sols contaminés a également été mise en évidence. En effet, il a induit une meilleure répartition des espèces plantées. Dans les sols, il a favorisé l'activité microbienne, et donc la dégradation des HAP légers. À l'inverse, les HAP lourds ont été adsorbés à la matière organique, induisant une rétention de cette catégorie de HAP dans les sols et limitant ainsi leur disponibilité pour les végétaux. Cet effet s'est ensuite atténué, au fur et à mesure du lessivage et de la dégradation de cette matière organique au cours du temps. Ce résultat semble indiquer la nécessité d'évaluer la pertinence d'un point de vue agronomique (sol pauvre en matière organique, faible activité biologique, ...) d'apporter des intrants organiques pour faciliter le développement du couvert végétal indispensable pour la fixation et la dégradation des HAP. Cependant, l'ajout de matière organique a accentué la translocation et donc a facilité le transfert et le stockage de HAP lourds et intermédiaires vers les feuilles, cet aspect est donc à considérer et évaluer dans les procédés de revégétalisation mis en place.

Tout cela montre l'intérêt de l'utilisation de ce couvert pour limiter les envols de poussières de sols contaminés, tout en réduisant les concentrations de ces contaminants dans ces derniers.

Ainsi, dans le cadre du projet Ponts Verts (2023-2025), porté par le Citron Jaune avec les artistes arboriculteurs Thierry Boutonnier, Laury Huard et Eva Habasque, et en partenariat avec l'Institut Écocitoyen, ce couvert a été introduit sur les sites de cultures arboricoles choisis pour le projet. En effet, celui-ci vise à créer des vergers collectifs et participatifs à Port-Saint-Louis-du-Rhône à destination des habitants des quartiers classés "Territoires de Veille Active" (TVA). Or, l'association prairiale étudiée ici a été plantée au pied des arbres pour limiter les envols de poussières des sols cultivés et faciliter la dégradation des HAP. En parallèle, l'IECP accompagne le Citron Jaune dans l'étude de la qualité de ses sols de culture et des végétaux produits, en y mesurant les éventuels contaminants, dont les HAP. À terme, cela permettra de définir des modalités de plantation adaptées afin de réduire le risque d'exposition aux contaminants présents dans l'air et les sols, et limiter leur transfert vers les végétaux cultivés et consommés.

Enfin, des préconisations pour la réduction de l'exposition par l'envol et l'ingestion de sol sont listées en Annexe 6.

## V. Bibliographie

Arnot, J. A., & Gobas, F. A. (2006). A review of bioconcentration factor (BCF) and bioaccumulation factor (BAF) assessments for organic chemicals in aquatic organisms. *Environmental Reviews*, 14(4), 257-297.

Austruy, A. (2012). Aspects physiologiques et biochimiques de la tolérance à l'arsenic chez les plantes supérieures dans un contexte de phytostabilisation d'une friche industrielle. *Thèse de l'Université Blaise Pascal*, 300 p.

Austruy, A., Wanat, N., Moussard, C., Vernay, P., Joussein, E., Ledoigt, G., Hitmi, A. (2013). Physiological impacts of soil pollution and arsenic uptake in three plant species : *Agrostis capillaris*, *Solanum nigrum* and *Vicia faba*. *Ecotox. Environ. Safe.*, 90, pp. 28-34.

Bacchetta, G., Cappai, G., Carucci, A., & Tamburini, E. (2015). Use of native plants for the remediation of abandoned mine sites in Mediterranean semiarid environments. *Bulletin of environmental contamination and toxicology*, 94, 326-333.

Bahn, M., Rodeghiero, M., Anderson-Dunn, M., Dore, S., Gimeno, C., Drösler, M., ... & Cernusca, A. (2008). Soil respiration in European grasslands in relation to climate and assimilate supply. *Ecosystems*, 11(8), 1352-1367.

Barbu, C. H., Pavel, B. P., Sand, C., Grama, B., & Pop, M. R. (2010, June). *Miscanthus sinensis* x *giganteus* cultivated on soils polluted with heavy metals—a valuable replacement for coal. In *International Conference, June* (pp. 2-5).

Bérard, A., Capowiez, L., Mombo, S., Schreck, E., Dumat, C., Deola, F., & Capowiez, Y. (2016). Soil microbial respiration and PICT responses to an industrial and historic lead pollution: a field study. *Environmental Science and Pollution Research*, 23, 4271-4281.

Blamey, M., & Grey-wilson, C. (2009). *Toutes les fleurs de Méditerranée*, Lausanne, Édit. *Delachaux et Nestlé*.

Chaabani, S., Abdelmalek-Babbou, C., Ben Ahmed, H., Chaabani, A., & Sebei, A. (2017). Phytoremediation assessment of native plants growing on Pb-Zn mine site in Northern Tunisia. *Environmental Earth Sciences*, 76, 1-15.

De Agostini, A., Caltagirone, C., Caredda, A., Ciatelli, A., Cogoni, A., Farci, D., ... & Cortis, P. (2020). Heavy metal tolerance of orchid populations growing on abandoned mine tailings: A case study in Sardinia Island (Italy). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 189, 110018.

Freitas, M., Pacheco, A., Anawar, H., Dionísio, I., Dung, H., Canha, N., ... & Capelo, S. (2009). Determination of phytoextraction potential of plant species for toxic elements in soils of abandoned sulphide-mining areas. *Journal of Radioanalytical and Nuclear Chemistry*, 282(1), 21-27.

García, A., Toledano, A., Andrés, M. Á., & Labidi, J. (2010). Study of the antioxidant capacity of *Miscanthus sinensis* lignins. *Process Biochemistry*, 45(6), 935-940.

Girard, M. C., Walter, C., Rémy, J. C., Berthelin, J., & Morel, J. L. (2011). Sols et environnement-2e édition. Dunod.

González-Orenga, S., Grigore, M. N., Boscaiu, M., & Vicente, O. (2021). Constitutive and induced salt tolerance mechanisms and potential uses of *Limonium* Mill. species. *Agronomy*, 11(3), 413.

Granier, A., Ceschia, E., Damesin, C., Dufrêne, E., Epron, D., Gross, P., ... & Saugier, B. (2000). The carbon balance of a young Beech forest. *Functional ecology*, 14(3), 312-325.

Hanson, P. J., Edwards, N. T., Garten, C. T., & Andrews, J. A. (2000). Separating root and soil microbial contributions to soil respiration: a review of methods and observations. *Biogeochemistry*, 48, 115-146.

Hao, X., Taghavi, S., Xie, P., Orbach, M. J., Alwathnani, H. A., Rensing, C., & Wei, G. (2014). Phytoremediation of heavy and transition metals aided by legume-rhizobia symbiosis. *International Journal of Phytoremediation*, 16(2), 179-202.

Hidalgo, J., Anza, M., Epelde, L., Becerril, J. M., & Garbisu, C. (2022). Zero-valent iron nanoparticles and organic amendment assisted rhizoremediation of mixed contaminated soil using *Brassica napus*. *Environmental Technology & Innovation*, 28, 102621.

Lemière, B., Seguin, J. J., Le Guern, C., Guyonnet, D., Baranger, P., Saada, A., ... & Hubé, D. (2001). Guide sur le comportement des polluants dans les sols et les nappes. BRGM éditions, 300, 132p.

Manousaki, E., & Kalogerakis, N. (2011). Halophytes—an emerging trend in phytoremediation. *International Journal of Phytoremediation*, 13(10), 959-969.

Mombo, S. (2016). *Transferts des métaux et métalloïdes dans le système sol-plante-atmosphère: mécanismes biogéochimiques et conséquences environnement-santé* (Doctoral dissertation, Institut National Polytechnique de Toulouse-INPT).

Pepin, G., Baroudi, H., & Nomine, M. (2002, Décembre). Incertitudes liées à la caractérisation des sols pollués: l'interaction polluant-matrice.

Rameau, J. C., Mansion, D., Dumé, G., & Gauberville, C. (2008). *Flore forestière française tome 3, région méditerranéenne: Guide écologique illustré* (Vol. 3). CNPF-IDF.

Sanli, G., Celik, S., Joubi, V., & Tasdemir, Y. (2023). Concentrations, phase exchanges and source apportionment of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) In Bursa-Turkey. *Environmental Research*, 232, 116344.

Schlesinger, W. H., & Andrews, J. A. (2000). Soil respiration and the global carbon cycle. *Biogeochemistry*, 48, 7-20.

Shefferson, R. P., Kull, T., & Tali, K. (2008). Mycorrhizal interactions of orchids colonizing Estonian mine tailings hills. *American Journal of Botany*, 95(2), 156-164.

Tarigholizadeh, S., Sushkova, S., Rajput, V. D., Ranjan, A., Arora, J., Dudnikova, T., ... & Wong, M. H. (2023). Transfer and degradation of PAHs in the soil-plant system: a review. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 72(1), 46-64.

Ukalska-Jaruga, A., & Smreczak, B. (2020). The impact of organic matter on polycyclic aromatic hydrocarbon (PAH) availability and persistence in soils. *Molecules*, 25(11), 2470.

Walter, J. M. N. (2006). Méthode d'étude de la végétation. *Méthode du relevé floristique: Introduction (Première partie)*.

Wanat, N., Austruy, A., Joussein, E., Soubrand, M., Hitmi, A., Gauthier-Moussard, C., ... & Pichon, M. (2013). Potentials of *Miscanthus*× *giganteus* grown on highly contaminated Technosols. *Journal of Geochemical Exploration*, 126, 78-84.

Wang, F., Zhao, D., Lu, P., Zhang, D., Guo, Z., Rose, N. L., & Zhang, G. (2024). Air-plant interaction and air-soil exchange of polycyclic aromatic hydrocarbons in a large human-influenced reservoir in southwest China. *Environmental Pollution*, 124216.

Zhang, S., Yao, H., Lu, Y., Yu, X., Wang, J., Sun, S., ... & Zhang, D. (2017). Uptake and translocation of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) and heavy metals by maize from soil irrigated with wastewater. *Scientific reports*, 7(1), 12165.

Zhang, C., Zhou, X., Wang, X., Ge, J., & Cai, B. (2022). *Elaeagnus angustifolia* can improve salt-alkali soil and the health level of soil: Emphasizing the driving role of core microbial communities. *Journal of Environmental Management*, 305, 114401.

## VI. Annexes

Annexe 1 : Planning d'arrosage des cultures en pot et météo associée

Annexe 2 : Concentrations de HAP mesurées dans les sols

Annexe 3 : Photos des pots de culture en condition contrôlée

Annexe 4 : Concentrations de HAP mesurées dans les parties aériennes

Annexe 5 : Concentrations de HAP mesurées dans les parties racinaires

Annexe 6 : Recommandations sur les mesures de prévention individuelles et collectives

## Annexe 1 : Planning d'arrosage des cultures en pot et météo associée

	MAI				JUIN				JUILLET				AOÛT				SEPTEMBRE				OCTOBRE				NOVEMBRE				DÉCEMBRE			
	Qté/pot	Pluvio.	T°C min	T°C max	Qté/pot	Pluvio.	T°C min	T°C max	Qté/pot	Pluvio.	T°C min	T°C max	Qté/pot	Pluvio.	T°C min	T°C max	Qté/pot	Pluvio.	T°C min	T°C max	Qté/pot	Pluvio.	T°C min	T°C max	Qté/pot	Pluvio.	T°C min	T°C max	Qté/pot	Pluvio.	T°C min	T°C max
1					500	0,8	15,3	28,1	0	0,0	17,3	30,9	500	0,0	18,9	31,5	1000	0,0	16,9	27,6	0	0,2	16,9	29,9	0	0,0	12,1	21,0	1000	2,4	7,8	12,8
2					1000	0,2	16,9	26,0	0	0,0	20,2	31,5	500	0,0	19,9	31,5	0	0,0	18,1	28,7	1000	0,0	15,5	26,5	1000	3,4	13,2	20,3	0	0,0	3,8	9,7
3					0	0,0	16,4	26,3	750	0,0	20,4	30,7	500	0,0	22,2	31,1	0	0,0	17,9	32,6	0	0,0	17,7	27,3	0	1,0	8,0	14,3	0	0,0	0,7	9,5
4					0	0,0	16,4		500	0,0	19,8	32,7	1000	0,0	17,5	27,9	1000	0,0	20,2	33,9	500	0,0	19,2	26,1	0	1,8	7,5	17,9				
5					1000	5,4	16,3	27,0	500	0,0	18,4	31,3	0	0,0	18,4	29,6	0	0,0	21	31,3	1000	0,0	12,8	27,4	0	0,0	8,8	19,1				
6					500	0,0	15,6	26,2	500	0,0	20,7	34,4	0	0,0	17,7	27,2	500	0,0	18,9	29,6	0	0,0	13,4	26,2	1000	0,6	9,5	16,4				
7					500	0,0	19,1	26,4	1000	0,0	21,3	32,7	1000	0,0	17,4	27,9	500	0,0	18,1	31,7	0	0,0	12,8	27,9	1000	0,2	6,2	15,9				
8					500	0,0	18,2	26,5	0	0,0	22,2	34,8	500	0,0	16,1	31,4	1000	0,0	18,6	30,7	0	0,0	13,9	30,3	500	0,8	3,8	16,2				
9					500	0,2	20,6	25,9	0	0,0	23,4	33,6	500	0,0	16,2	34,4	0	0,0	18,2	31,4	1000	0,2	14	27,6	0	17,0	10,7	14,6				
10					500	0,0	19,6	30,0	500	0,0	22,7	38,3	500	0,0	18,9	28,6	0	0,0	17,8	33,3	0	0,2	15,5	27,9	1000	0,6	8,8	16,0				
11					0	6,6	19,2	31,3	500	0,0	22,7	33,6	1000	0,0	18,4	31,9	1000	0,0	17,5	31,2	500	0,2	14,8	26	0	4,4	6,1	15,4				
12					500	0,0	18,5	28,6	500	0,0	23,5	34,1	0	0,0	20,1	30,3	0	4,9	18,7	28,9	1000	0,2	15,7	26,4	0	0,2	8,4	17,8				
13					0	3,3	18,5	28,0	1000	0,0	23,4	32,5	0	0,0	18,9	30,1	500	0,0	21,4	30,5	0	0,0	17,8	25,9	1000	0,2	10,5	21,4				
14					500	0,0	17,8	30,4	0	0,0	19,2	32,6	1000	0,0	21,1	31,1	500	0,0	18,3	30	0	0,0	17,2	27,8	500	0,0	12,2	23,4				
15					500	0,0	16,1	31,7	0	0,0	22,7	33,8	0	0,0	20,6	32,9	1000	2,6	20,2	27,9	0	0,0	14	21	500	0,0	11,8	18,5				
16					1000	0,0	19,2	32,6	0	0,0	23,1	33,6	1000	0,0	19,9	32,6	0	0,8	21	27,2	1000	0,0	12,8	22,8	500	0,6	7,7	14,9				
17					0	0,0	17,8	30,6	1000	0,0	22,2	34,7	500	0,0	22	34,1	0	0,0	23	32,3	0	1,2	16,4	20,5	500	0,0	9,2	15,6				
18					0	0,0	20,1	30,3	500	0,0	23,1	32,6	1000	0,0	20,8	35,4	1000	0,0	23,2	28,3	500	0,0	18,5	26,3	0	0,0	8,3	17,0				
19					500	0,0	19,2	32,4	500	0,0	24,2	36,6	0	0,0	20,6	35,8	500	0,0	16,5	29,4	1000	4,6	20	24,7	0	0,0	7,1	19,9				
20					500	0,0	21,4	32,4	500	0,0	24,1	35,1	0	0,0	21,2	37,9	500	12,9	20,2	24,4	0	0,2	17,6	23,1	1000	0,2	8,4	20,5				
21					500	0,6	21,4	34,8	1000	0,0	21,9	33,7	1000	0,0	23,6	36,7	500	3,0	19,1	26,6	0	0,0	14,3	21,5	1000	0,0	8,0	12,7				
22	1000	5,1	15,2	27,6	500	0,2	NA	NA	0	0,0	22,3	33,5	500	0,0	23,6	38,2	1000	0,0	16,2	24,9	0	0,0	8,6	21	0	0,0	10,1	15,1				
23	0	0,0	15,0	27,8	1000	0,0	20,2	31,2	0	0,0	20	32,3	500	0,0	24	38,3	0	0,0	11,8	23,6	1000	1,6	15,6	24,9	1000	0,0	4,8	11,9				
24	1000	0,0	15,8	26,6	0	0,0	21,3	33,3	1500	0,0	21,9	34,0	500	0,0	23,6	36,6	0	0,0	14	26,5	0	0,0	16,8	21,5	0	0,0	8	14,8				
25	1000	0,2	14,5	24,3	0	0,0	18,9	33,2	0	0,0	21,9	28,0	1000	0,0	22,2	32,4	1000	0,0	12,3	26,6	1000	0,0	13	22,4	0	0,0	6,2	9,8				
26	750	0,0	14,7	28,4	1000	0,0	20,6	36,4	1000	0,0	18,3	29,2	0	12,6	22,8	32,5	500	0,0	13,2	28,5	0	0,0	16,8	22,6	0	0,0	4,9	10,7				
27	0	0,2	15,2	28,3	500	0,0	23,2	31,5	500	6,5	17,1	30,5	0	5,4	18,1	22,1	500	0,0	12,3	28,2	1000	0,0	13,3	21,6	1000	0,6	2,3	9,5				
28	0	0,0	15,6	27,3	500	0,0	22,2	32,7	1000	0,0	20,3	30,6	500	0,0	19	25,4	500	0,0	14,6	28,3	0	0,0	9,2	22,4	0	0,0	2,5	13,4				
29	0	0,0	16,3	27,6	500	2,6	20,4	31,4	0	0,0	20,5	28,5	500	0,0	17,3	25,8	1000	0,0	15,3	32,8	0	0,2	18,2	22,1	1000	0,4	4,1	11,6				
30	1000	0,2	15,5	29,6	1000	1,6	19,8	25,2	0	0,0	21,6	32,4	500	0,0	15,1	27,1	0	0,0	20,8	30,1	1000	30,6	13,7	20,8	0	0,2	6,1	15,7				
31	750	0,2	16,5	25,6	1000	0,0	20,1	34,2	500	0,0	15,7	27,7					500	0,0	10,3	20,2												

\*Quantité par pot en mL

## Annexe 2 : Concentrations de HAP mesurées dans les sols

	Pot 1			Pot 2			Pot 3		
	T0	T1	T2	T0	T1	T2	T0	T1	T2
Nap	194,31	121,86	84,24	168,22	82,45	62,04	201,93	81,70	38,53
Acy	62,75	34,70	71,68	30,56	11,94	22,99	37,25	6,29	8,42
Ace	76,43	81,97	20,34	60,79	81,04	27,13	59,55	56,11	74,13
Fle	225,88	62,81	48,05	113,69	53,90	67,37	89,93	51,19	54,96
Phe	460,05	623,08	106,90	440,66	521,27	240,19	569,68	549,18	163,34
Ant	58,33	85,35	28,27	64,50	84,10	55,98	102,84	111,52	46,23
FIA	1181,98	654,41	460,01	1345,89	804,82	620,45	1118,37	686,99	355,31
Pyr	1310,69	960,60	420,52	829,23	1027,35	468,50	943,41	852,11	843,75
BaA	769,67	550,92	251,87	635,18	763,08	443,03	772,00	654,19	327,86
Chr	676,07	485,12	162,58	613,55	613,35	329,83	687,01	572,34	455,57
BbF	644,11	797,75	207,32	452,88	924,56	267,06	476,23	894,41	250,79
BkF	384,23	235,84	38,13	246,53	288,26	147,95	270,37	264,19	196,57
BaP	426,09	577,77	64,62	603,06	793,40	123,06	505,40	627,21	215,74
Ipy	621,65	497,87	59,79	484,52	631,44	239,42	444,63	538,98	283,31
DBA	227,38	168,52	46,22	155,37	193,02	94,38	401,15	173,99	106,20
Bpe	619,48	473,84	73,43	755,34	616,74	121,19	569,09	531,67	262,07
<b>Totaux</b>	<b>7939,07</b>	<b>6412,41</b>	<b>2143,97</b>	<b>6999,98</b>	<b>7490,73</b>	<b>3330,56</b>	<b>7248,86</b>	<b>6652,07</b>	<b>3682,79</b>

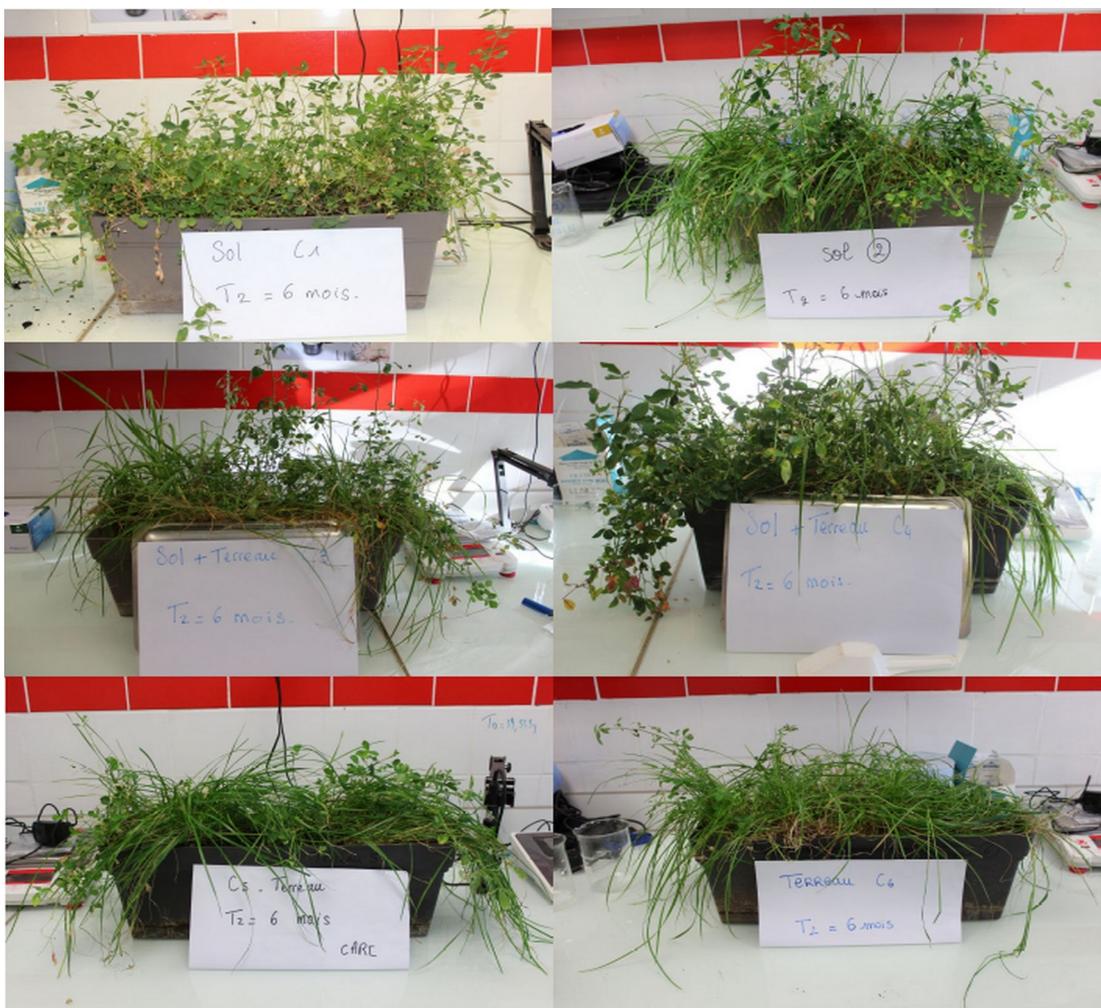
	Pot 4			Pot 5			Pot 6		
	T0	T1	T2	T0	T1	T2	T0	T1	T2
Nap	177,08	79,74	21,97	129,20	49,70	39,64	-	64,93	-
Acy	46,17	7,70	7,70	39,95	17,16	16,53	-	32,59	-
Ace	55,81	76,57	69,54	31,61	25,94	18,02	-	38,77	-
Fle	151,95	48,93	56,58	69,46	17,24	27,67	-	16,73	-
Phe	492,42	510,23	166,59	272,28	56,94	143,52	-	88,57	-
Ant	95,05	242,67	33,79	33,03	41,80	40,23	-	56,44	-
FIA	1034,94	715,26	306,11	663,20	144,01	83,73	-	143,68	-
Pyr	749,92	938,37	850,36	461,29	201,40	122,37	-	250,55	-
BaA	608,87	650,25	327,38	182,73	122,09	68,59	-	127,19	-
Chr	629,40	525,80	442,09	209,34	299,05	75,32	-	334,27	-
BbF	310,05	738,50	245,73	289,46	133,13	232,95	-	157,77	-
BkF	185,10	219,44	182,70	35,42	29,68	20,54	-	51,59	-
BaP	212,50	632,64	220,26	53,07	45,32	38,48	-	50,89	-
Ipy	363,20	494,86	235,62	91,02	57,64	46,52	-	107,60	-
DBA	198,44	158,00	86,25	16,02	16,13	55,25	-	28,68	-
Bpe	338,30	480,80	293,35	40,17	57,26	56,99	-	122,27	-
<b>Totaux</b>	<b>5649,21</b>	<b>6519,76</b>	<b>3546,01</b>	<b>2617,24</b>	<b>1314,51</b>	<b>1086,34</b>	<b>-</b>	<b>1672,51</b>	<b>-</b>

## Annexe 3 : Photos des pots de culture en condition contrôlée

T1



T2



## Annexe 4 : Concentrations de HAP mesurées dans les parties aériennes

[HAP] (µg/kg MS)	Sol non amendé Pot 1 et 2		Sol amendé Pot 3 et 4		Sol témoin Pot 5 et 6	
	T1	T2	T1	T2	T1	T2
<b>Nap</b>	54,37	58,85	35,88	62,28	-	57,64
<b>Acy</b>	11,19	10,19	4,83	10,25	-	11,14
<b>Ace</b>	6,16	20,62	5,60	10,19	-	9,54
<b>Fle</b>	78,35	69,14	22,77	63,17	-	59,05
<b>Phe</b>	89,30	74,57	49,90	78,19	-	94,04
<b>Ant</b>	20,77	24,82	10,62	17,92	-	22,54
<b>FIA</b>	160,00	228,89	60,59	210,18	-	208,69
<b>Pyr</b>	108,17	67,42	44,91	73,31	-	140,64
<b>BaA</b>	51,49	45,85	17,58	59,40	-	59,84
<b>Chr</b>	146,61	238,01	26,77	171,67	-	98,10
<b>BbF</b>	158,08	137,36	44,18	97,17	-	72,94
<b>BkF</b>	42,85	52,26	26,11	29,29	-	26,12
<b>BaP</b>	84,02	55,81	28,77	47,33	-	26,53
<b>Ipy</b>	130,78	68,60	43,92	163,73	-	150,35
<b>DBA</b>	37,24	61,99	70,74	47,24	-	54,61
<b>Bpe</b>	43,78	26,14	22,26	19,63	-	8,23
<b>Totaux</b>	<b>1223,18</b>	<b>1240,52</b>	<b>515,42</b>	<b>1160,95</b>	-	<b>1099,99</b>

## Annexe 5 : Concentrations de HAP mesurées dans les parties racinaires

[HAP] (µg/kg MS)	Sol non amendé Pot 1 et 2	Sol amendé Pot 3 et 4	Sol témoin Pot 5 et 6
	T2		
Nap	32,31	51,69	38,56
Acy	6,64	7,72	12,79
Ace	6,66	4,46	24,01
Fle	36,09	27,88	48,45
Phe	52,09	71,78	119,33
Ant	24,55	9,51	40,90
FIA	64,96	60,21	197,86
Pyr	35,85	61,96	189,86
BaA	27,46	48,60	92,90
Chr	81,88	33,63	71,80
BbF	92,40	62,66	62,86
BkF	24,79	13,31	40,24
BaP	33,42	36,72	52,30
Ipy	61,92	51,70	54,82
DBA	41,27	27,88	65,55
Bpe	22,65	22,19	20,79
<b>Totaux</b>	<b>644,95</b>	<b>591,90</b>	<b>1133,03</b>

## **Annexe 6 : Recommandations sur les mesures de prévention individuelles et collectives**

La présence de ces contaminants dans l'environnement représente un risque sanitaire puisque certains HAP sont reconnus comme étant cancérigènes. Il est donc important d'informer et sensibiliser les populations. Une liste de préconisations est ainsi proposée pour adapter les comportements et limiter l'exposition.

### **Mobilisation du sol (jardinage, terrassement, travaux BTP, ...)**

Différentes utilisations du sol peuvent entraîner une exposition supplémentaire aux contaminants présents dans les sols. Dans le cas des HAP, la mobilisation du sol peut remettre ces polluants en suspension et donc favoriser l'exposition par voie aérienne. Il est donc préférable de prévoir de :

- Protéger la peau (gants) et les voies respiratoires (masque de poussières).
- Utiliser des vêtements spécifiques aux travaux extérieurs.
- Humidifier le sol avant de le manipuler afin de limiter les envols de poussières.
- Favoriser le couvert de sol (paillage ...).
- Se rincer les mains et le visage après le jardinage ou des travaux en extérieur.

### **Espaces verts**

Les espaces verts accessibles au public peuvent aussi représenter des sources d'exposition pour les usagers et les personnes résidant à proximité. Plusieurs mesures de prévention peuvent être appliquées :

- Ne pas installer dans la mesure du possible les jeux pour enfants sur des sols nus.
- Éviter les contacts main-bouche.
- Se rincer les mains après avoir joué en extérieur.

### **Travaux d'entretien**

Les services des espaces verts de la ville doivent prendre en compte ce risque d'exposition dans le cadre de leur mission. Il est important de :

- Maintenir des équipements de protection de la peau (gants, habits destinés seulement aux travaux extérieurs) et des voies respiratoires (masque de poussières).

- Adapter les outils utilisés pour réduire les envols de poussières avec notamment la limitation maximale de l'utilisation de souffleurs pour nettoyer les rues des feuilles mortes et autres déchets végétaux.
- Revégétaliser les sols nus.

### **Dans l'habitation**

Il existe des mesures de prévention simples applicables dans son logement pour limiter l'exposition aux contaminants atmosphériques et poussières extérieures. Peuvent être citées :

- Limiter l'entrée de poussières extérieures (chaussures, objets, animaux domestiques ...).
- Privilégier l'aspirateur et laver régulièrement les sols en voie humide.
- Éviter les revêtements de type moquette et tapis.
- Laver fréquemment les jouets utilisés en extérieur, les rebords de fenêtres et les sols imperméabilisés.
- Limiter l'aération en période de vents ou de travaux extérieurs.