

Ministère de l'Enseignement Supérieur
et de la Recherche Scientifique

*** * ***

Université de Carthage

*** * ***

**Institut National des Sciences
Appliquées et de Technologie**



Projet de Fin d'Etudes

Pour l'obtention du

**Diplôme National d'Ingénieur
en Sciences Appliquées et en Technologie**

Filière : Biologie Industrielle

Sujet :

Étude des fonctions écologiques des sols des espaces verts urbains de la région Centre en France

Réalisé par : **Imed LIMAM**

Entreprise d'accueil :



Soutenu le 11/09/14

Responsable entreprise : Mr Mikael MOTELICA-HEINO

Co-encadreur : Mr Sylvain Bourgerie

Responsable INSAT: Mme Yosr ZAOUALI

Année Universitaire : 2013/2014

Remerciements

Ce travail a été réalisé au sein de l'Institut des sciences et de la terre d'Orléans sous la direction du Professeur **Mikael Motelica**.

Je tiens à remercier profondément Monsieur **Mikael Motelica**, professeur à l'Institut des sciences et de la terre d'Orléans . Son aide précieuse, sa permanente disponibilité et les conseils qu'il m'a prodigués m'ont permis de mener à bien ce projet. Je lui prouve mon grand respect et ma profonde gratitude.

Ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de Mr **Sylvain Bourgerie**, maitre de conférence à l'université d'orléans, que je remercie vivement pour la qualité de son encadrement exceptionnel et pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant la préparation de ce projet.

Je tiens à témoigner ici ma respectueuse reconnaissance à mon encadreur, Madame **Yosr Zaouali**, maitre de conférence a' l'INSAT pour son aide précieuse et son considérable appui scientifique, afin d'accomplir ce projet. Qu'elle trouve ici mon respect et ma gratitude.

Enfin, je tiens à remercier tous ceux et celles qui, de près ou de loin, m'ont permis de mener à bien ce travail.

Sommaire

Liste des figures	3
Liste des tableaux	4
<i>Introduction générale</i>	5
CHAPITRE 1 : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE	8
1. Description du projet	9
2. Présentation des sites	10
2.1. Historique et plan de gestion	10
3. Les fonctions écologiques du sol	14
3.1. Fonction de milieu biologique	15
3.2. Fonction de déterminant de la qualité de l'environnement	16
3.3 Fonction « puits et sources » dans les cycles biogéochimiques	17
3.4 Fonction de réservoir biologique	17
4. Choix des paramètres à analyser	17
4.1 Paramètres pédologiques et agronomiques	18
4.2 Paramètres microbiologiques	20
CHAPITRE 2 : MATERIEL ET MÉTHODES	24
1. Etude paysagère et échantillonnage	25
1.1 Repérage et choix des points de prélèvements	25
1.2 Prélèvement et préparation des échantillons de sol	26
2. Etude pédologique	27
2.1 L'humidité résiduelle	27
2.2 La porosité	27
2.3 Le pourcentage d'éléments grossiers	28
2.4 Texture du sol	29
3. Etude agronomique	30
3.1 La mesure du potentiel Hydrogène	30
3.2 Détermination des éléments chimiques par chromatographie ionique	31
3.3 Détermination du carbone organique et de l'azote total dans le sol	32
3.4 Détermination du rapport C/N et de la matière organique dans le sol	33
4. Etude microbiologique	34
4.1. Principe de La technique Micro Resp	34
4.2 Taux de production de CO ₂ dégagé par les microorganismes du sol	34

4.3 Biomasse microbienne	35
4.4 Quotient métabolique	35
4.5 Indices de Shannon et d'équitabilité	36
CHAPITRE 3 : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS.....	37
1. Etude paysagère.....	38
1.1 Description du paysage et échantillonnage	38
2. Etude pédologique.....	42
2.1 Pourcentage d'éléments grossiers	42
2.2 L'humidité résiduelle	43
2.3 La porosité.....	45
2.4 Analyse Texturale	46
2.5 Profil pédologique par site	48
3. Etude agronomique	49
3.1 pH-eau, pH-KCl et potentiel d'acidification	49
3.2 Analyse des éléments chimiques.....	50
3.3 Détermination du carbone organique, de l'azote totale et de la matière organique dans le sol	53
3.4 Profil agronomique par site	55
4. Etude Microbiologique.....	56
4.1 Biomasse microbienne	56
4.2 Quotient métabolique	57
4.3 Indice d'équitabilité.....	58
4.4 Profil microbiologique par site.....	59
CHAPITRE 5 : LE PARC PASTEUR ET LES JARDINS FAMILIAUX DE LA BERGEONNERIE	61
1. Présentation des sites.....	62
1.1 Le parc Pasteur à Orléans	62
1.2 Les jardins familiaux de la Bergeonnerie à Tours.....	63
2. Résultats pédologiques et agronomiques	63
2.1 Le parc pasteur	63
2.2 Les jardins familiaux de la Bergeonnerie.....	67
3. Résultats microbiologiques	68
Conclusion générale et perspective	71
Références bibliographiques	73

Liste des figures

Figure 1 : Photographie aérienne du parc central de chartres	11
Figure 2: Une photographie personnelle de la prairie de st Gildas.	12
Figure 3 : L'occupation du sol du parc de l'Arrou de Blois.	13
Figure 4 : Une photographie aérienne du jardin de Lazenay de Bourges.	14
Figure 5 : Les organismes vivants du sol	21
Figure 6 : Prélèvement des échantillons à l'aide d'une tarière à main	26
Figure 7 : Passoire à mailles de 2 mm	28
Figure 8 : Kit texture Lamotte	29
Figure 9: points de prélèvements au parc central de Chartres	38
Figure 10: points de prélèvements au parc de l'Arrou de Blois	39
Figure 11: points de prélèvements au jardin de Lazenay à Bourges	40
Figure 12: points de prélèvements à Châteauroux	41
Figure 13: Catégories d'éléments grossiers	42
Figure 14: porosité minimale et maximale par site.	45
Figure 15: Triangle texturale.	46
Figure 16: Influence du pH sur la disponibilité des nutriments.	52
Figure 17: Biomasse microbienne	56
Figure 18: Quotient métabolique par zone	57
Figure 19: Indice d'équitabilité par zone	59
Figure 20: Biomasse microbienne par site	60
Figure 21 : Photographie du parc Pasteur	62
Figure 22 : Résultats des pourcentages d'éléments grossiers	64
Figure 23 : Biomasse microbienne	68
Figure 24 : Indice d'équitabilité catabolique	69
Figure 25 : Quotient métabolique	69

Liste des tableaux

Tableau I : résultats des éléments grossiers et de l'humidité résiduelle. _____	44
Tableau II : Texture des sols. _____	47
Tableau III: valeurs du pH, pH KCL et potentiel d'acidification. _____	49
Tableau IV: Teneur en éléments chimiques(en mg/L de solution de sol)_____	53
Tableau V: Teneur en carbone organique, azote totale et pourcentage de matière organique.55	
Tableau VI : Résultats de la porosité_____	63
Tableau VII : Résultats de l'analyse texturale_____	64
Tableau VIII : Teneur en éléments chimiques_____	65
Tableau IX : Résultats des analyses par les électrodes_____	66
Tableau X : Bilan d'analyse de sol_____	67

Introduction générale

Le sol, objet d'étude de la Pédologie, peut être défini comme étant la couche superficielle de l'écorce terrestre qui possède des caractéristiques morphologiques et minéralogiques ainsi que des propriétés physico-chimiques distinctes de celles du matériau originel dont il dérive, tels qu'un substrat géologique ou tout autre matériau apparenté, du fait de sa position à la surface de la lithosphère et de l'influence des facteurs du milieu, tels que le climat et la végétation, qui y agissent.[1]

Mon projet de fin d'études est une étude des sols en quatre parties de 6 espaces verts urbains situés dans la région Centre en France et s'insère dans le projet de recherche SERVEUR. Le projet SERVEUR vise à mettre en évidence les services éco-systémiques et les fonctions écologiques des espaces verts urbains et à adapter les modes de gestion de ces espaces verts en fonction des résultats obtenus. [2]

Par définition, les services éco-systémiques sont les bénéfices que les hommes tirent des écosystèmes. Le projet SERVEUR repose sur l'étude d'une sélection de critères de services éco-systémiques répartis en trois grands groupes :

- les services d'approvisionnement (production de biens)
- les services de régulation (production de services)
- les services sociaux (production de services)

Le projet SERVEUR est pluridisciplinaire et rassemble plusieurs villes de la région Centre. En effet, différentes branches des services éco-systémiques peuvent être étudiées par des cartographes, des sociologues, des urbanistes ainsi que des agronomes et des pédologues. [2]

Mon projet ne concerne pas l'intégralité du programme. Nous nous sommes concentrés sur l'aspect environnemental du projet et notamment les indicateurs locaux de la qualité du sol comme support à la croissance végétale.

L'étude menée s'est concentrée sur 4 espaces verts urbains qui sont : Le parc de l'Arrou de Blois, le parc central de Chartres, la prairie de Saint Gildas de Châteauroux et le jardin de Lazenay de Bourges. L'étude s'intéresse à quatre parties. Une partie paysagère avec une description du paysage, une partie pédologique avec l'étude des horizons et des paramètres physiques du sol, une partie agronomique avec l'étude de la composition chimique du sol et enfin une partie microbiologique avec la caractérisation des communautés microbiennes par l'étude des profils métaboliques et la détermination d'autres paramètres microbiologiques intéressants. En ce qui concerne le Parc pasteur à Orléans et les jardins familiaux de la Bergeonnerie à Tours, nous les traiterons dans une partie à part et ils ne feront pas partie de la conclusion générale de ce travail, car nous n'avons pas fait d'étude paysagère, pédologique et agronomique des sols de ces parcs mais nous citerons, traiterons et analyserons les résultats des études qui ont déjà été faite sur ces parcs.

Le but de cette étude est de déterminer un maximum de paramètres du sol de chaque espace vert urbain, sa composition en particulier, pour pouvoir le caractériser et de comparer le sol des différents espaces verts choisis dans le projet SERVEUR, et d'étudier les interactions entre ces paramètres pédologiques, agronomiques et microbiologiques afin de conclure sur la biodiversité du sol.

Pour ce faire, nous allons dans un premier temps, étudier l'historique du projet et du site ainsi que le plan de gestion des parcs. Dans un deuxième temps, nous mettrons au point un plan de recherche et expliquerons les méthodes utilisées pour analyser les échantillons de sols prélevés. Puis, nous discuterons des résultats obtenus. Enfin, nous conclurons sur l'impact du sol, de chacun de ces espaces verts, sur la biodiversité.

CHAPITRE 1 : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Description du projet

Le projet SERVEUR (Services éco-systémiques des espaces verts urbains), est un projet de recherche financé par la Région Centre qui a comme responsable scientifique Jean-Louis Yengué (Université de Tours). Le projet dispose d'un budget global de 435 000€ et d'une subvention de la Région Centre de 137 000€. [3]

Le but du projet SERVEUR est d'identifier les retombées des espaces verts urbains aussi bien pour la population que pour les collectivités. Le travail se focalise sur trois types d'espaces verts : les bois urbains, les jardins ouvriers et les parcs d'agrément ; et sur deux catégories des services éco-systémiques : les services d'approvisionnement et les services culturels. Au niveau des partenaires, le projet a le soutien des 6 villes où se déroule l'étude : Blois, Bourges, Châteauroux, Tours, Orléans et Chartres; et des partenaires scientifiques : CEDETE (Orléans), CESI-IRISE (Orléans), CITERES (Tours), GERCIE (Tours), INNOPHYT (Tours), IRBI (Tours), ISTO (Orléans) et MSH (Tours). Les terrains d'expérimentation de ce projet sont les 6 chefs-lieux de département de la région et deux autres villes de références associées, soit Hanovre (Allemagne) et Cáceres (Espagne).[4]

Pour le choix des sites d'études, les données des 6 villes ont été harmonisées. D'abord, les espaces verts de plus d'un hectare ont été pris en compte et gérés directement ou indirectement par les services municipaux. Par conséquent, 52 espaces verts répondant à ces critères ont été sélectionnés. Ensuite, à partir de certains critères, à savoir la surface, la densité de population sur une zone tampon de 250m, l'occupation des sols (% d'ornementation florale et % de bois) et l'Indice de Shannon (montre la diversité de l'occupation du sol), 5 catégories d'espaces verts ont été définies. Ces 5 catégories sont les suivantes : Grand espace vert (type 1), Espace vert de quartier (type 2), Parc Historique (type 3), Espace semi-naturel et

bois (type 4) et Jardins familiaux (type 5). Enfin, 6 espaces verts ont été sélectionnés, soit un espace vert par type et par ville, comme montré ci-après :

- Type 1 : Parc de l'Arrou à Blois
- Type 2 : Parc Central à Chartres
- Type 3 : Parc Pasteur à Orléans
- Type 4 : Jardin de Lazenay à Bourges / Prairie de St Gildas à Châteauroux
- Type 5 : Jardins familiaux de la Bergeonnerie à Tours

Par rapport aux résultats attendus du projet, des outils peuvent être mis en évidence pour évaluer les retombées des espaces verts, des préconisations pour l'amélioration de leur gestion ressortent, la base de données (SIG) sur les espaces verts est améliorée et une production scientifique de haut niveau est faite. [2,4]

2. Présentation des sites

Comme il a été indiqué, nous allons nous concentrer dans ce projet sur 4 espaces verts qui sont le Parc de l'Arrou à Blois, le Parc Central à Chartres, le Jardin de Lazenay à Bourges et la Prairie de St Gildas à Châteauroux.

2.1. Historique et plan de gestion

Pour mieux connaître l'histoire de chaque parc et mieux comprendre la gestion des espaces verts, nous avons créé un questionnaire destiné aux jardiniers. Ce questionnaire permet de savoir s'il y a une utilisation de pesticides et d'engrais, ainsi que les méthodes de désherbage et le mode de gestion de chaque espace vert.

2.1.1. Parc Central à Chartres

Le parc Central de Chartres est un espace vert de type 2 : Espace vert de quartier. C'est un parc de quartier typique, de pied d'immeuble (figure 1). Il se situe dans un quartier

dit sensible socialement, où est présent une maison de quartier. Le parc a donc un intérêt pour les lieux de rencontres et de manifestations associatives. Sa superficie est de 2.35 hectare.

Ce parc est aménagé d'une façon raisonnée. Les engrais n'ont pas été utilisés dans ce parc pendant des années. Il n'y a pas de travail de sol, les jardiniers tondent la pelouse toutes les 2 semaines et les méthodes de désherbage utilisées sont la méthode manuelle et chimique.[4]



Figure 1 : Photographie aérienne du parc central de chartres

2.1.2. Prairie de St Gildas à Châteauroux

La prairie de Saint Gildas (Figure 2) est un espace vert de type 4 : espace semi naturel et bois. Située au bord de l'Indre, la prairie de Saint Gildas est une zone sensible classé Natura 2000, c'est une exception des espaces verts de la région Centre. Ce parc de 25 ha est une zone humide où faune et flore se sont particulièrement bien développées. C'est un espace semi-naturel, très proche du centre-ville, qui connaît de nombreuses restructurations. Cette

zone humide est fréquentée principalement pour sa biodiversité et ses activités halieutiques. Cependant Saint Gildas est surtout une zone inondable, irriguée de nombreux canaux et de bras secondaires facilitant l'écoulement des eaux après les pluies. Ce parc est aménagé d'une façon différenciée : classe 5 de la nomenclature ville de Rennes ou de l'association française des directeurs de jardins et espaces verts publics (HORTUS). Aucun engrais ni pesticides ne sont utilisés dans ce parc. Il n'y a pas de travail de sol. Les jardiniers tondent une partie du parc toutes les 3 semaines et aucun désherbage n'est effectué. Nous rencontrons aussi dans ce parc de l'espèce exotique telle que *Heracleum mantegazzianum* (grande berce) et *Reynoutria japonica* (polygonum bambou). [4]



Figure 2: Une photographie personnelle de la prairie de st Gildas.

2.1.3. Parc de l'Arrou à Blois

Le parc de l'Arrou de Blois est un espace vert de type 1 : grand espace vert. C'est un vaste « poumon vert » de 45 hectares dont 15 hectares aménagés (Lac de la pinsonnière) et 30 hectares en réserve foncière (Figure 3). Le parc de l'Arrou de Blois est un parc jeune. Il est très diversifié, et constitue un parc de nouvelle génération. L'originalité vient surtout d'une gestion très raisonnée avec une fauche des prairies faite que pour l'entretien des allées, permettant la diversité écologique du site et la limitation de « piétinement » des visiteurs. Ce

parc est aménagé, comme il a été indiqué, d'une façon raisonnée. Des engrais organiques et organo-minérales sont utilisés dans ce parc. Les pesticides sont de moins en moins utilisés depuis un certain temps. Il n'y a pas de travail de sol, les jardiniers tondent la pelouse tous les 2 à 3 semaines et les méthodes de désherbage utilisé sont manuelles thermique et mécanique.[4]

Occupation du sol du parc de l'Arrou à Blois
- Type 1 : Grands espaces -

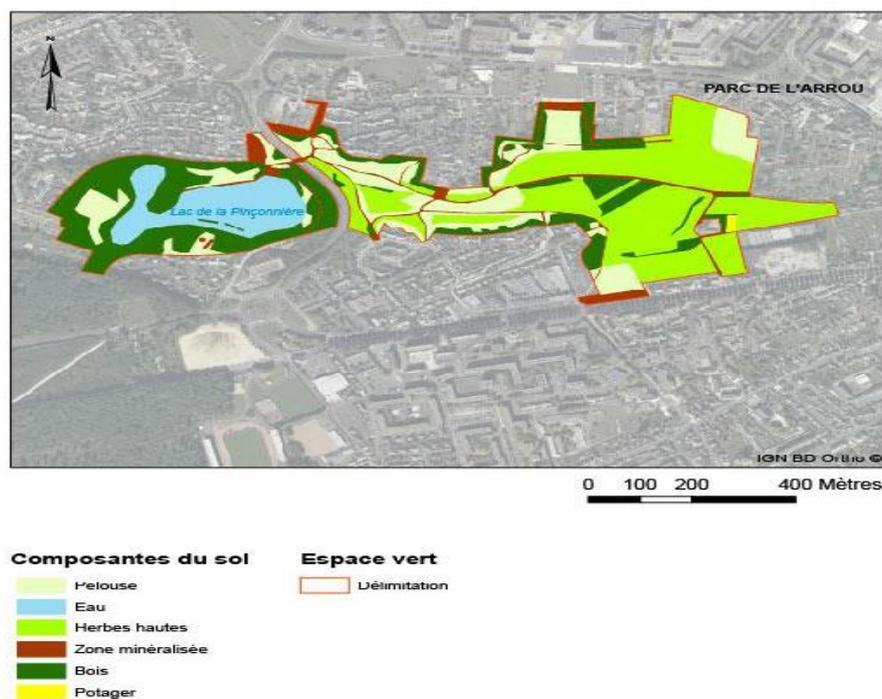


Figure 3 : L'occupation du sol du parc de l'Arrou de Blois.

2.1.4. Jardin de Lazenay à Bourges

C'est un parc créé sur des friches abandonnées dont le sous-sol servit à l'extraction des pierres (Figure 3). Envahi par les arbres, ronces, et lierre, il a été dégagé mais a conservé un aspect « sauvage ». Les grottes existantes ont été intégrés au jardin, des escaliers

monumentaux de pierre ont été édifiés, et des circuits dessinés, avec un fort aspect pédagogique. C'est un jardin en mouvement qui donne libre cours à la nature. Ce concept est encore appliqué aujourd'hui. Ce parc est aménagé d'une façon extensive. Aucun pesticides ni engrais n'est utilisé dans parc. Il n'y a pas de travail de sol, les jardiniers tondent la pelouse 12 fois par an. il n'y a pas de désherbage pour ce parc, il y a juste une sélection des végétaux l'hiver par procédé manuel et mécanique.[4]



Figure 4 : Une photographie aérienne du jardin de Lazenay de Bourges.

3. Les fonctions écologiques du sol

Pendant très longtemps, la seule fonction du sol reconnue était de permettre la production d'aliments et c'est sous les pressions exercées par les diverses activités humaines que l'on s'est rendu compte de l'importance du sol en tant que compartiment de l'écosystème global représenté par «la surface continentale ». [5]

3.1. Fonction de milieu biologique

Le sol est un milieu où croissent et se développent de très nombreux organismes vivants animaux et végétaux et c'est en cela qu'il remplit une fonction de milieu biologique. Ses caractéristiques influent beaucoup sur cette croissance et ce développement qui peuvent ainsi être plus ou moins favorisés. Cette fonction repose sur le fait que le sol constitue pour les organismes vivants qui s'y trouvent un environnement physique, physico-chimique, chimique et biologique. [5]

Un environnement physique: par l'eau et l'oxygène qu'il contient il assure à la fois l'alimentation hydrique et la respiration des organismes vivants. Par sa structure, il offre des volumes plus ou moins grands où ces organismes peuvent vivre et se développer. S'agissant d'un milieu plus ou moins conducteur de la chaleur, le sol assure aussi l'apport énergétique nécessaire aux organismes mais aussi leur protection à l'égard des variations climatiques. [5]

Un environnement physico-chimique: les constituants minéraux et organiques du sol et les divers apports naturels ou anthropiques déterminent la composition chimique de la phase liquide du sol et son pH en particulier dont l'activité biologique dépend beaucoup. Par ailleurs, la concentration en oxygène de cette phase en fixe les propriétés d'oxydo-réduction, elles aussi très importantes pour les organismes vivants. Enfin, la composition de la phase liquide intervient globalement par sa force ionique qui est un des régulateurs de l'hydratation des cellules. [5]

Un environnement chimique, pour lequel deux aspects doivent être considérés. Le premier correspond au fait que le sol est un milieu trophique puisqu'il assure la nutrition minérale des organismes végétaux et la nutrition minérale et organique des animaux édaphiques. Cette aspect de la fonction de milieu biologique a été utilisé depuis très longtemps pour la production d'aliments et a servi de base à l'agriculture. Du point de vue chimique, cependant, le sol n'est pas seulement une source de nutriments. En effet il peut

contenir des substances toxiques susceptibles de limiter voire d'empêcher le développement des organismes vivants. C'est le deuxième aspect de l'environnement chimique, un aspect écotoxicologique. la présence de ces substances peut être le résultat de processus naturels ou la conséquence d'activités humaines. [5]

Un environnement biologique, pour lequel, là aussi, deux aspects sont à considérer. Abritant de nombreux organismes vivants, le sol offre à chacun d'entre eux un environnement biologique dont les rôles sont multiples. Pour un organisme vivant donné, la présence d'autres organismes peut être positive quand il existe des interactions bénéfiques comme dans le cas des symbioses microbiennes. Elle peut être aussi négative, et c'est le deuxième aspect, quand elle se traduit par des compétitions pour des substrats et pour l'espace, par la production de substances toxiques et par l'existence d'une action pathogène. La fonction de milieu biologique est donc une fonction complexe. Il faut intervenir quand elle ne peut pas être correctement remplie et c'est par exemple toutes les problématiques de la fertilisation, de l'irrigation, de la protection phytosanitaire et de la dépollution des sols. [5]

3.2. Fonction de déterminant de la qualité de l'environnement

Cette fonction concerne le rôle du sol dans le déterminisme de la qualité des eaux, de l'air et de la chaîne alimentaire. Le sol est un milieu de transit, de stockage et de transformations de très nombreuses substances, quelles que soient leur nature, inorganiques ou organiques résultant de processus naturels ou d'activités humaines. Les constituants des sols, leurs assemblages et les organismes vivants sont à l'origine de nombreux phénomènes physiques, chimiques et biologiques qui déterminent la composition chimique des eaux qui circulent dans les nappes souterraines et dans les réseaux hydrographiques superficiels. [5]

3.3 Fonction « puits et sources » dans les cycles biogéochimiques

L'ensemble des phénomènes de toute nature qui se déroulent dans le sol en fait une véritable plaque tournante dans les cycles biogéochimiques des éléments. En particulier, le rôle du sol est d'une très grande importance dans les cycles du carbone, de l'azote, du soufre et du phosphore tant du point de vue agronomique que du point de vue environnemental. Il se comporte à la fois comme un milieu de stockage et comme un milieu de transformations, ce qui en fait un compartiment de régulation des flux de matière et d'énergie fondamental pour le fonctionnement des écosystèmes de la surface continentale. [5]

3.4 Fonction de réservoir biologique

Le nombre et la variété des organismes vivants présents dans les sols font qu'ils constituent une réserve biologique considérable, importante pour la biodiversité de l'écosystème terrestre. En particulier, la richesse microbienne des sols est très grande et on est encore loin de la connaître complètement et d'en avoir exploré toutes les possibilités. Les fonctions précédemment évoquées en dépendent et seront certainement mieux comprises quand on connaîtra mieux ce réservoir biologique. L'ensemble des fonctions 1, 2 et 3 constitue la fonction environnementale des sols. [5]

4. Choix des paramètres à analyser

Le but de ce projet est de déterminer les indicateurs locaux de la qualité du sol pour la biodiversité. Pour cela, il est nécessaire d'étudier à la fois les paramètres physiques du sol, les paramètres chimiques et microbiologiques. Les résultats obtenus vont permettre de caractériser le sol de ces espaces verts et serviront d'outils pour évaluer les retombées des espaces verts urbains de point de vue environnementale.

4.1 Paramètres pédologiques et agronomiques

Selon le "Référentiel pédologique des principaux sols d'Europe", édité par l'INRA (Baize et Girard, 1992), le sol est un objet naturel, c'est-à-dire dont l'existence initiale ne dépend pas de l'homme, continu et tridimensionnel. Les "couvertures pédologiques" sont le plus souvent continues, mais il arrive qu'elles soient très réduites, voire absentes. En outre, elles sont fréquemment modifiées par des activités humaines, sur des profondeurs variables et de façon plus ou moins apparente. [6]

L'étude des sols peut être abordée de diverses manières :

Une approche agronomique : le sol est envisagé comme le milieu naturel au sein duquel croissent les plantes cultivées. C'est donc la gestion correcte de ce "capital sol" qui intéressera l'agronome par l'amélioration de son niveau de fertilité ou par les mesures conservatoires qu'il peut lui apporter. [6]

L'approche écologique vise plutôt à replacer le sol dans un contexte éco systémique. Un des objectifs majeurs sera dès lors l'étude causale des relations réciproques sol – couverture végétale – facteurs climatiques. [6]

L'accent peut aussi être mis sur le rôle de "filtre" que jouent les sols à l'interface atmosphère - hydrosphère - lithosphère. C'est alors leur comportement spécifique vis-à-vis de différents types de pollutions d'origine anthropique tels que les métaux lourds, hydrocarbures, "pluies acides" et d'autres, qui sera étudié. Cette approche environnementale a connu un développement assez remarquable ces dernières années. Elle vise non seulement à la compréhension des effets des polluants sur les sols et, par voie de conséquence, sur les plantes qui y croissent, mais aussi à la mise au point de normes de sauvegarde et de méthodes permettant leur revalidation et leur assainissement. [6]

Enfin, dans une **approche proprement pédologique**, le sol sera envisagé comme la résultante de l'action des facteurs du milieu sur un matériau parent ou un substrat géologique

déterminé. Dans ce cas, le sol constitue en lui-même un objet d'étude et on s'attachera donc à analyser et interpréter ses propriétés en relation avec les processus qui ont déterminés son développement, quel qu'en soit l'intérêt pratique. [6]

La connaissance des constituants du sol, de leur composition et de leurs principales propriétés physico-chimiques, constitue en tout état de cause un préalable indispensable à l'étude du milieu édaphique. Ces connaissances fondamentales permettent d'entreprendre l'étude des processus de formation des sols en relation avec les conditions de milieu, ce qui débouche sur la classification des sols mondiaux, leur cartographie, ainsi que l'étude de leurs potentialités agronomiques en liaison avec leurs principales propriétés physico-chimiques.[6]

Les propriétés physiques des sols influencent d'une part la circulation de l'air : sans air dans le sol, les racines ne respirent plus et la plante meurt d'asphyxie. Et d'autre part la circulation et la rétention d'eau : l'eau apporte les éléments nutritifs à la plante et la rétention de l'eau influence le lessivage, le taux d'infiltration et le taux de ruissellement.[7]

Nous avons donc décidé de séparer les éléments fins des éléments grossiers et de réaliser une analyse texturale des échantillons pour mieux connaître la répartition éléments fins du sol étudié. L'analyse texturale est un paramètre important car un fort taux d'argile facilite l'enracinement. De plus, un taux important de limon augmente le risque d'instabilité structurale : l'eau crée des zones de tassement qui défavorisent également l'enracinement. Nous avons mesuré la porosité en déterminant la masse volumique apparente et la masse volumique réelle pour chaque échantillon. Il est crucial de connaître ce paramètre car il permet la régulation de l'eau. La microporosité permet de constituer des réserves d'eau tandis que la macroporosité permet d'évacuer l'excès d'eau. [7]

Les propriétés chimiques jouent aussi un rôle important pour l'évaluation de la qualité d'un sol. En effet, l'altération de la roche mère et la décomposition de la matière organique produisent une réserve de nutriments. La chromatographie ionique permet de quantifier cette

réserve après extraction des micronutriments du sol (fraction mobilisable). Grâce à cette méthode, la quantité dans le sol de nombreux bioéléments peut être mesurée. Leur concentration doit être ni trop faible pour éviter les carences, ni trop élevée pour ne pas être toxique. [7]

Il est également particulièrement intéressant d'avoir le taux de carbone organique disponible dans le sol : c'est en effet le premier facteur de fertilité chimique du sol. Le taux d'azote est également un facteur important pour la fertilité et la croissance des plantes. De plus, le rapport C/N renseigne sur l'activité biologique de la parcelle. [7] Enfin, le pH est également un paramètre important car il a une influence sur la disponibilité des éléments. De plus, la plupart des plantes s'accommodent d'un pH autour de la neutralité, il est donc important de savoir si le sol étudié est basique ou alcalin. [7]

4.2 Paramètres microbiologiques

4.2.1. Les organismes vivants du sol

Les organismes vivants du sol sont variés et nombreux et confèrent aux sols des caractéristiques qui en font des objets naturels particuliers à divers titres et on peut dire qu'il n'existe pas de sols en leur absence. Ils sont de puissants agents de la pédogenèse mais participent aussi aux différentes fonctions du sol. Leur abondance et leur nature dépendent du type de sol, de la végétation, du climat et des diverses actions anthropiques. Selon les situations, ils leur correspondent une biomasse de l'ordre de 0 à 15 % de la masse de matière organique, mais elle présente une importante variabilité spatiale et temporelle. On trouve dans le sol, à la fois des organismes végétaux et des organismes animaux, des micro-organismes aux macroorganismes. La figure ci-dessous donne une estimation, pour l'ensemble des continents, de la répartition des organismes vivants dans les sols. Il est intéressant de noter que plus de 90% de la biomasse des sols sont constitués par les organes souterrains végétaux

(50%), les racines principalement, et la microflore (41,7%). Les organismes vivants du sol, animaux, végétaux et micro-organismes sont très variés. [5]

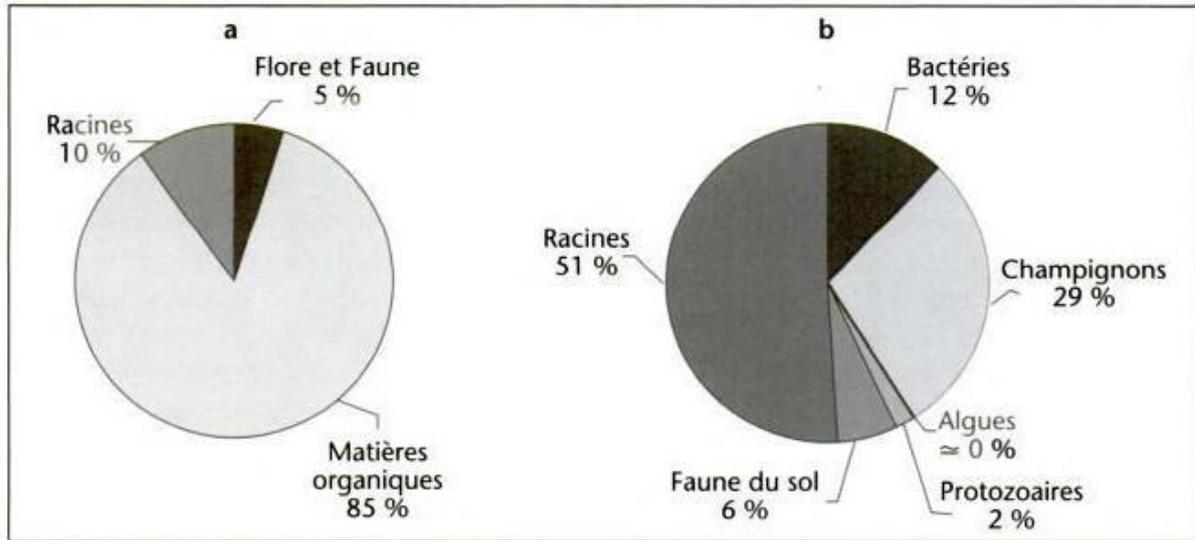


Figure 5 : Les organismes vivants du sol

4.2.2. La biodiversité microbienne du sol et les services fournis

La biodiversité est le terme générique pour exprimer la présence de multiples types d'organismes (espèces ou autres groupes taxonomiques) dans un habitat ou un écosystème. Elle est estimée par la diversité biologique qui est une mesure quantitative exprimant la structure et/ou la composition d'une communauté. Dans le sol, la communauté microbienne est principalement composée d'archées, de bactéries, de champignons, de protozoaires et d'algues. Ces microorganismes sont une composante essentielle du réseau trophique tellurique. Ils ont en effet un rôle primordial dans la décomposition et la transformation de la matière organique ; la relocalisation des ressources vers les plantes ; la séquestration des ressources dans la biomasse ou la matière organique ; la gestion des flux d'azote ; mais aussi dans l'apparition de maladies. [8]

4.2.3 Abondance et diversité des populations dans le sol.

Une population peut être plus ou moins abondante par son nombre d'individus et plus ou moins diversifiée par son nombre d'espèces. La notion d'abondance est importante mais celle de diversité l'est peut-être encore plus et s'avère complémentaire de la première.

Si l'activité biologique globale du sol traduit l'abondance du peuplement et si l'abondance des diverses populations qui constituent ce peuplement est à la fois en rapport avec l'activité biologique globale et les conditions écologiques du milieu, la diversité, elle, apparaît une notion beaucoup plus riche. En 1920, Thienemann a établi, ce qu'on a appelé depuis, les deux premières lois biocénologiques fondamentales.

Première loi : « plus les conditions de vie sont variables dans un milieu biologique, plus grand est le nombre d'espèces de la communauté vivante qui le caractérise »

Deuxième loi (qui est en partie la réciproque de la première) : « plus les conditions de vie d'un biotope s'écartent de la normale et des conditions optimales de la plupart des animaux, plus la biocénose devient pauvre en espèces, plus elle devient caractéristique et plus la densité des espèces présentes s'élève ».

D'une façon générale, plus un milieu a un peuplement diversifié, meilleur est son rendement dans l'exploitation de l'apport énergétique et plus grande est sa fertilité, pour autant que ses caractéristiques physico-chimiques n'en soient pas facteur limitant. [9]

4.2.4. Caractérisation des communautés microbiennes par l'étude des profils d'activité métabolique : Technique Micro Resp

L'étude d'une communauté microbienne peut être réalisée en évaluant son potentiel métabolique. En effet, la réponse métabolique d'une communauté face à des facteurs biotiques ou abiotiques (facteurs qui concernent le matériel vivant et la matière inerte

respectivement) est un facteur important de la caractérisation fonctionnelle d'un tel écosystème.

L'analyse de la diversité métabolique peut être réalisée en examinant le comportement catabolique d'une communauté vis à vis de plusieurs substrats. Les données concernant la dégradation de ces substrats peuvent être rassemblées formant ainsi un profil métabolique. Dès 1989, Bochner proposait l'utilisation de systèmes de micro-plaques (Biolog®), contenant différents substrats carbonés pour réaliser l'identification de différentes souches de bactéries. Par la suite Garland et Mills en 1991, ont adapté son utilisation à l'étude des communautés microbiennes.

Depuis 2003, grâce aux travaux de Campbell et coll. par la technique appelée MicroResp™, l'étude de la diversité fonctionnelle d'un sol dans sa globalité peut être menée sans qu'il y ait mise en culture des microorganismes présents avec le risque de phénomènes de sélection. Cette technique MicroResp™ est une mesure de la respiration d'un sol par la quantification du CO₂ émis. Nous allons employer la technique MicroResp™ pour notre étude microbiologique du sol.

CHAPITRE 2 : MATERIEL ET MÉTHODES

1. Etude paysagère et échantillonnage

Les espaces verts urbains sont agencés différemment en fonction de la catégorie à laquelle ils appartiennent. Un parc historique n'aura pas la même occupation de l'espace qu'une prairie urbaine. Une analyse cartographique et une description du paysage nous donnent une idée sur l'occupation dans l'espace et l'occupation des sols de chaque espace vert. Le projet serveur a débuté en avril 2012 et la première partie du projet consistait en l'établissement d'une typologie pour la sélection des espaces verts. Ainsi à partir des résultats de ce travail et les cartes topographiques réalisées, des informations collectés lors de la visite sur terrain, la description des zones et les cartographies procurer lors de la visite des espaces verts choisis, nous avons pu décrire les différentes zones de chaque parc pour pouvoir cibler les points de prélèvement par la suite.

1.1 Repérage et choix des points de prélèvements

Lors de la visite des terrains, on a pu discuter avec les responsables qui entretiennent les parcs pour avoir des informations sur les zones potentiels de prélèvements. On devait prélever de chaque parc des échantillons de sol à différentes profondeur à l'aide d'une tarière, ainsi les points de prélèvements devraient être représentatifs pour chacun des espaces verts donc les points de prélèvements ont été choisis sur différentes pelouses de chaque parc. Nous avons en premier lieu localiser les différentes pelouses dans chaque parc à partir de ce qu'on a observé sur terrain et surtout des indications qui nous ont été données par les responsables des parcs pour pouvoir le caractériser globalement. A la suite du choix des points de prélèvements, on a enregistré les coordonnées spatiales de nos points de prélèvements par un GPS de terrain et nous avons pu mettre en valeur nos points de prélèvements schématiquement par un système de coordonnées « Lambert 93 ».

1.2 Prélèvement et préparation des échantillons de sol

L'objectif de ce travail est d'étudier les paramètres physiques, chimiques et microbiologiques liés à la fertilité des sols prélevés. Pour cela, un échantillonnage (figure 6) du sol a été réalisé en différents points sur 2 ou 3 profondeurs différentes : 0-20cm, 20-40cm, 40-60cm. Le nombre de point de prélèvements et les profondeurs varient d'un espace vert à un autre, tout dépend de la capacité à creuser à une profondeur supérieure 50 cm et des différentes pelouses existantes dans chaque parc. Les prélèvements ont été faits à distance des arbres et sur différentes pelouses. Les échantillons ont été prélevés avec une tarière à main et placés dans des sacs de congélation.

Par suite, au laboratoire, nous avons prélevé 40 g de chaque échantillon de sol, nous avons séparé les éléments grossiers puis nous avons séché les sols à 105°C pendant 24h pour pouvoir effectuer les analyses pédologiques et agronomiques. En ce qui concerne l'analyse microbiologique, on s'intéresse aux échantillons de sol de surface (entre 0 et 20cm), donc nous avons pris 50 g de chaque échantillon et nous les avons conservés à 4°C. 24h avant l'expérience microbiologique, nous avons tamisé les échantillons à 2mm.



Figure 6 : Prélèvement des échantillons à l'aide d'une tarière à main

2. Etude pédologique

2.1 L'humidité résiduelle

L'humidité résiduelle correspond à la perte du poids de l'échantillon de sol après séchage à l'étuve à 105°C exprimée par rapport à l'échantillon séché à l'air. Elle permet de vérifier la qualité du séchage à l'air, d'interpréter la perte au feu, de compléter la granulométrie, et d'exprimer toutes les concentrations des éléments majeurs comme des éléments traces par rapport à la matière sèche. En général, l'humidité résiduelle est directement proportionnelle aux taux d'argiles et de matières organiques. La méthode consiste à peser les échantillons après un séjour en étuve d'une durée suffisante et de calculer l'humidité résiduelle l'aide de la formule: $HR (\%) = ((m_0 - m_1)/m_0)*100$ Avec m_0 : masse avant séchage et m_1 : masse après séchage. [10]

2.2 La porosité

La porosité est l'ensemble des interstices d'une roche pouvant contenir des fluides. C'est une valeur numérique qui caractérise ces interstices. Elle est comprise entre 0 et 1. La porosité permet de connaître le potentiel d'absorption d'eau du sol et donc la régulation de l'eau. [7]

Pour déterminer la porosité, deux étapes sont nécessaire : déterminer la masse volumique apparente et la masse volumique réelle. La masse volumique apparente (MVA) est obtenue en remplissant un contenant de volume connu par notre échantillon de sol. La masse de sol (M_{sol}) contenue dans ce récipient divisée par son volume ($V_{apparent}$) nous donne la masse volumique apparente.

$$MVA = \frac{M_{sol}}{V_{apparent}}$$

La masse volumique réelle (MVR) est obtenue en remplissant d'eau le récipient précédent préalablement rempli avec un échantillon de sol. La variation de masse permet de connaître le volume d'eau introduit et donc le volume de vide.

$$MVR = \frac{M_{sol}}{V_{réel} - V_{eau}}$$

La porosité est déduite des deux mesures précédentes.

$$Porosité = \frac{MVR - MVA}{MVA}$$

2.3 Le pourcentage d'éléments grossiers

Les échantillons de sol collectés sur place vont devoir être séparés en deux pour obtenir les informations recherchées. Ainsi, nous aurons d'un côté la « terre fine » (< 2 mm) et de l'autre les éléments grossiers. [10]

Pour y parvenir, on a utilisé une passoire cylindrique (figure 7) avec maille de diamètre 2 mm. L'échantillon de terre collecté sera pesé, émietté brièvement et placé sur la partie supérieure de la passoire. Le dispositif sera ensuite laissé en mouvement un certain temps. A la fin de cette manipulation, les éléments grossiers restent sur la partie supérieure de la passoire tandis que la terre fine qui traverse les mailles de 2 mm est récupérée dans un sac puis pesée pour déterminer le pourcentage d'éléments grossiers (% EG).

$$\% \text{ EG en pondéral} = \frac{\text{Poids du refus sur passoire de 2 mm de } \varnothing}{\text{Poids de la terre totale séchée à l'air}} \times 100$$



Figure 7 : Passoire à mailles de 2 mm

2.4 Texture du sol

L'analyse texturale permet de connaître la répartition des différentes particules fines présentes dans l'échantillon. Ces particules fines sont au nombre de 3 : le sable, le limon et l'argile.

Pour cette analyse, on a utilisé le kit expérimental code 1067 (Annexe 1) mis au point par l'entreprise LaMotte. Ce test est conçu pour séparer la terre en trois fractions minérales de base: sable, limon et argile. Le temps nécessaire pour que les particules du sol de tailles différentes se décantent dans les tubes de séparation du sol constitue la base de ce test. À partir de la quantité de matières recueillies dans chaque tube (figure 8), il est possible de déterminer le pourcentage approximatif de chaque fraction présente dans l'échantillon de sol d'origine. Différents traitements préalables servent à obtenir une bonne dispersion des particules qui préexistent dans l'échantillon. La destruction de la matière organique est assurée par l'eau oxygénée. Ensuite, une longue agitation dans l'eau avec un dispersant suffit. Aucune floculation ne doit se produire. [7]

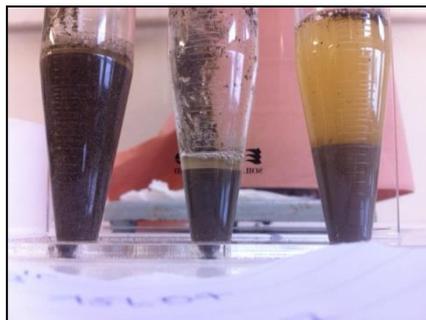


Figure 8 : Kit texture Lamotte

3. Etude agronomique

3.1 La mesure du potentiel Hydrogène

Etude du pH de l'eau. La mesure du potentiel Hydrogène (ou pH) d'une suspension d'un échantillon de sol dans l'eau rend compte de la concentration en ions H_3O^+ à l'état dissocié dans le liquide surnageant. Ces ions sont en équilibre avec ceux présents à l'état non dissocié, fixés sur certains composants solides du sol tels que les minéraux argileux, les matières organiques et certains composés dans lesquels l'aluminium est associé à des molécules d'eau et à des ions OH^- . Ces composés solides, par leur aptitude à fixer des ions H^+ ou OH^- , tempèrent les variations de pH du sol. Le pH s'exprime selon une échelle de 0 à 14 et détermine la basicité ou l'acidité du sol. Il se calcule selon la formule $pH = -\log_{10}[H^+]$ où $[H^+]$ est la concentration en ions H^+ exprimée en moles par litre.[10]

Pour cette expérimentation, on a utilisé la méthode électro métrique. La mesure est obtenue en mesurant une différence de potentiel en volts à l'aide d'une électrode. L'appareil qu'on utilise est à lecture directe, il convertit directement la différence de potentiel en valeur de pH. Pour calibrer l'appareil, on a utilisé trois solutions au pH connues.

Pour les horizons des sols, le référentiel pédologique propose 7 « domaines » de pH dans l'eau : hyper-acide, très acide, acide, peu acide, neutre, basique, très basique.

Mesure du pH après ajout du chlorure de potassium. Le pH KCl, quant à lui, correspond à la concentration en hydrogène $[H^+]$ du sol obtenu après ajout de KCl. En effet, dans une suspension de terre dans l'eau, tous les ions H^+ ne sont pas dissociés. Une partie d'entre eux est retenue énergiquement par des molécules organiques ou par des minéraux argileux. Cette partie constitue une acidité potentielle. Les ions K^+ s'échangent avec les ions H^+ qui n'étaient pas dissociés en solution aqueuse. La solution de chlorure de potassium a pour effet de chasser les ions H^+ fixés sur le Complexe Argilo-Humique, ce qui permet de déterminer l'acidité totale ou acidité de réserve du sol. [10]

3.2 Détermination des éléments chimiques par chromatographie ionique

La plupart des éléments nutritifs et autres éléments qui influencent les propriétés du sol sont assimilables sous forme d'ions. Notre choix s'est porté sur 3 anions et 3 cations majeurs :

- Nitrate : élément nutritif mais aussi polluant.
- Sulfate : élément nutritif.
- Phosphate : favorise la croissance des racines et renforce les cellules.
- Manganèse : joue un rôle dans les cycles biogéochimiques d'autres éléments.
- Potassium : élément nutritif.
- Calcium : permet une stabilité structurale.

La chromatographie ionique (CI) est une des plus anciennes techniques chromatographiques. Le principe de la CI est simple : une colonne est composée d'une résine chargée soit positivement (pour séparer des anions) soit négativement (pour séparer des cations). L'éluant emporte les anions ou les cations à séparer. Selon que l'interaction électrostatique entre la résine de la colonne et les ions à séparer est plus ou moins forte, la séparation se fera plus ou moins facilement. Le principe de la CI est basé sur un échange d'ions sur résine. Les ions sont entraînés par une phase mobile et séparés par l'action de la phase stationnaire.[11]

Pour préparer les échantillons, nous avons prélevé 1g de sol séché que nous avons dilué dans 10ml de solution d'extraction de sol. Puis nous avons filtré ce mélange que nous avons ensuite dilué avec de l'eau distillée afin d'en obtenir 100mL. Nous avons réalisé ceci pour tous nos échantillons. Les résultats obtenus sont exprimés en g/kg.

Dans notre étude nous utiliserons, pour doser les 3 anions qui sont NO_3^- , SO_4^{2-} et PO_4^{3-} pour tous nos échantillons, un appareillage ICS 900 où nous allons injecter 50 μL de solution de sol en utilisant comme éluant le « KOH ». Pour doser les cations majeurs Mg^{++} , K^+ et Ca^{++}

on a utilisé un appareillage ICS 1100 où nous allons injecter 25 µL de solution de sol en utilisant comme éluant le « MSA 38mM ».

3.3 Détermination du carbone organique et de l'azote total dans le sol.

Dans cette partie, nous allons déterminer le carbone organique ; l'azote total et la matière organique dans les échantillons de sol de surface car c'est dans cette horizon où nous avons des teneurs assez importante.

3.3.1. Détermination de l'azote total dans le sol par le pyroliseur flash

Pour notre étude nous allons utiliser un pyroliseur flash pour déterminer le pourcentage d'azote total dans le sol. L'échantillon solide, doit d'abord être broyé pour que le diamètre des particules n'excède pas 160 µm, puis placé dans une capsule d'étain et introduit dans un four à 900°C traversé par un courant d'hélium, un apport d'oxygène provoque une combustion totale. La teneur en azote est quantifiée par chromatographie gazeuse après une calibration appropriée avec des substances de composition connue en N (EDTA, atropine,...). Les résultats des teneurs en azote son en pourcentage par rapport à la quantité de sol injecté dans l'appareil. [7]

Les composés azotés mesurés par cette méthode proviennent principalement de la dégradation bactérienne des composés organiques provenant de l'azote. L'épandage d'engrais est aussi une source importante d'azote dans l'environnement.

3.3.2. Détermination du carbone organique dans le sol par la pyrolise Rock Eval

Pour déterminer le pourcentage de carbone organique totale (COT%) dans nos échantillons, nous avons utilisé la méthode de pyrolise Rock Eval à travers un appareillage « Rock eval 6 ».

La pyrolyse Rock Eval consiste à analyser les composés qui sont produits lors du craquage thermique de la matière organique (MO) soumise à des températures croissantes (de 200 à 650°C). Cette mesure est effectuée sous atmosphère inerte (N₂). Les effluents

hydrocarbonés produits sont quantifiés en continu par un détecteur à ionisation de flamme. Deux cellules infrarouges (IR) analysent le CO et le CO₂ produits lors de la phase de pyrolyse. Une fois la pyrolyse terminée, l'échantillon résiduel est mis sous air pour être oxydé. L'échantillon est de nouveau soumis à une augmentation de température de 400 à 850°C. Le CO et le CO₂ sont détectés et quantifiés par les cellules (IR). L'intégration des cinq courbes d'émission d'effluents (phase de pyrolyse + phase d'oxydation) entre des bornes de température déterminées permet d'obtenir le carbone organique total (COT%) de l'échantillon de sol et les proportions de matériels hydrocarboné et oxygéné de la MO (l'indice d'hydrogène IH et l'indice d'oxygène IO, respectivement).

Les résultats du carbone organique ont été convertis en gramme de carbone organique totale par kilogramme de sol. [12]

3.4 Détermination du rapport C/N et de la matière organique dans le sol

3.4.1. Rapport carbone organique sur azote total C/N

Le rapport carbone organique sur azote total « C/N » est un indicateur qui permet de juger du degré d'évolution de la matière organique, c'est-à-dire de son aptitude à se décomposer plus ou moins rapidement dans le sol. Ce rapport caractérise donc la fertilité chimique des sols.

3.4.2. Détermination de la matière organique

Composées de 58 % de carbone organique en moyenne, les matières organiques du sol libèrent du dioxyde de carbone (CO₂) et des composés organiques en se décomposant sous l'influence du climat et des conditions ambiantes du sol. L'évolution du stock de carbone organique dans les sols résulte de l'équilibre entre les apports de matières organiques végétales au sol et leur minéralisation. [13]

L'analyse de terre permet de calculer le taux de matières organiques et aide au pilotage des apports de produits organiques pour l'entretien ou le redressement de ce taux. Le taux de

MO d'un sol est calculé à partir de la mesure du carbone organique total d'un échantillon de terre Par convention : Matières Organiques = Carbone organique total x 1,72. [13]

4. Etude microbiologique

4.1. Principe de La technique Micro Resp

La technique MicroRespTM est une mesure de la respiration d'un sol par la quantification du CO₂ émis. Les échantillons de sol sont placés, à l'aide d'une pipette multicanaux dans une plaque de 96 puits. Les échantillons de sol choisis sont des échantillons de surface car c'est dans cette partie du sol où l'activité microbiologique est importante. Cette plaque est reliée par un joint perforé, à une plaque de détection comprenant également 96 puits. Ce joint (en silicone) individualise les puits en connectant le puit inférieur au puit supérieur correspondant. Les puits de la plaque de détection sont remplis d'un gel contenant un indicateur colorimétrique, le rouge de Crésol. Le CO₂ dégagé par les sols, après une incubation de plusieurs heures, va être capté par le gel; il se produit une réaction chimique entre le CO₂ formé et l'ion HCO³⁻ pour donner, entre autre, du H⁺; le milieu voit donc son pH diminuer entraînant un changement de couleur de l'indicateur dans la plaque de détection. Le passage de la couleur rose à la couleur jaune est mesuré à l'aide d'un spectrophotomètre à la longueur d'onde de 570nm. Cela va permettre d'estimer le taux de respiration de chaque puits. Le protocole expérimental détaillé figure dans l'annexe (Annexe 2)

4.2 Taux de production de CO₂ dégagé par les microorganismes du sol

Les données de l'expérience permettent de faire de nombreux calculs pour analyser le sol et peuvent être très variés selon le but dans lequel l'expérience a été faite. Dans un premier temps, les données d'absorbance mesurée après 6h sont « normalisées » afin d'éliminer les différences possibles entre les plaques de détection. Pour ce faire, pour chacun des puits, l'absorbance A₅₇₀ à t=6h est divisée par celle mesurée à t=0; le produit obtenu est multiplié

par l'A570 moyenne de la plaque à t=0. A570 normalisées=(A570 6h/A570 0h)*A570 moyenne à 0h

Il existe une relation de proportionnalité entre l'A570 mesurée (sous sa forme normalisée) et le pourcentage de CO₂ produit. La calibration du système MicroResp™ a permis d'établir la relation suivante : %CO₂ = A + B / (1 + D x A_{6n}) avec A, B et D: constantes de valeurs -0,2265, -1,606 et -6,771 respectivement et A_{6n} : l'absorbance mesurée à 6h et normalisée.

Le taux de CO₂ produit est calculé en convertissant le pourcentage de CO₂ en quantité de CO₂ exprimée en µg CO₂-C/g de sol sec/h. Pour cela, la formule suivante est utilisée:

$$[(\%CO_2/100) \times vol. \times (44/22,4) \times (12/44)] / (DWT \times TH)]/t$$
 avec vol.: volume d'air renfermant le CO₂ produit (945µL), DWT: poids sec du sol, TH: taux d'humidité et t: temps d'incubation (6h); 44 et 12: poids moléculaire du CO₂ et du C et 22,4: volume molaire du CO₂. Les valeurs de taux de CO₂ inférieures à celle obtenue sur le puits ne contenant aucun substrat carboné sont considérées comme égales à zéro.

4.3 Biomasse microbienne

La respiration induite par les différents substrats va permettre d'étudier la diversité catabolique des sols, les substrats carbonés utilisés étant choisis pour leurs caractéristiques chimiques et/ou leurs origines différentes. Ainsi avec le substrat glucose, seront obtenues des informations générales sur la biomasse microbienne. En effet, les travaux d'Anderson et Domsch (1978) ont permis d'établir une relation de proportionnalité entre la biomasse microbienne (BM) et le taux de production de CO₂ (TCO₂) : BM = (40,4 x TCO₂) + 0,37 ; avec les échantillons incubés sans substrat, il est estimé la respiration basale (RB).

4.4 Quotient métabolique

Le quotient métabolique (qCO₂), ratio entre la respiration basale et la biomasse microbienne, (qCO₂ = RB/BM) (Anderson et Domsch, 1993) correspond au flux de CO₂ issue

de la respiration basale par unité de biomasse. C'est un indicateur éco-physiologique microbien qui témoigne de l'efficacité avec laquelle les micro-organismes utilisent le carbone disponible dans le sol pour leur biosynthèse.

4.5 Indices de Shannon et d'équitabilité

A partir des profils métaboliques obtenus, il est possible de calculer l'indice de diversité de Shannon-Weaver H' . A la base, la diversité s'applique aux espèces d'une biocénose (en écologie, cela correspond à l'ensemble des êtres vivants coexistant dans un espace défini). Elle est exprimée sous la forme d'une relation entre le nombre d'individus (= abondance) et le nombre d'espèces (= richesse spécifique). La diversité concerne d'autres niveaux d'organisation des écosystèmes comme la diversité métabolique. L'indice de Shannon en rend compte et se calcule à partir de la formule suivante: $H' = -\sum_{i=1}^S [(n_i/N) \times \log_2(n_i/N)]$ avec S: nombre total d'espèces, n_i : nombre d'individus de l'espèce i et N : nombre total d'individus.

Dans le cas d'une évaluation de la diversité catabolique : $H' = -\sum p_i \times \ln p_i$ avec p_i = taux de production de CO₂ pour un substrat donné/ taux de production de CO₂ pour tous les substrats (Zak et al. 1994).

On peut aussi calculer l'équitabilité catabolique E (appelé aussi indice de Pielou). Cet indice représente le rapport entre la diversité spécifique observée et la diversité maximale observée pouvant être obtenue avec le même nombre d'espèces : $E = H' / H'_{\max}$ soit $H' / \ln S$ avec S nombre total d'espèces, ici nombre total de substrats testés.

CHAPITRE 3 : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

1. Etude paysagère

1.1 Description du paysage et échantillonnage

Nous avons enregistré les coordonnées spatiales de tous les points de prélèvements pour pouvoir obtenir, à l'aide du logiciel Lambert, un croquis délimitant chaque parc avec les points de prélèvements.

Le parc central de Chartres

Le parc central de Chartres peut être divisé en 2 zones principales :

- Une zone A naturelle avec des buttes et des arbres, laissée à l'état sauvage, non fréquentée par les personnes et non entretenue. Nous avons choisis deux points de prélèvements (figure 9), loin des arbres, dans cette zone et nous avons prélevés des échantillons de sol sur 2 profondeurs (0-20cm et 20-40cm).
- Une zone B bien fréquentée et entretenue, avec des allées traversant cette zone, vu qu'il existe un terrain de jeu. Un point a été choisi dans cette zone (figure 9) et nous avons prélevés des échantillons de sol sur 2 profondeurs (0-20cm et 20-40cm).

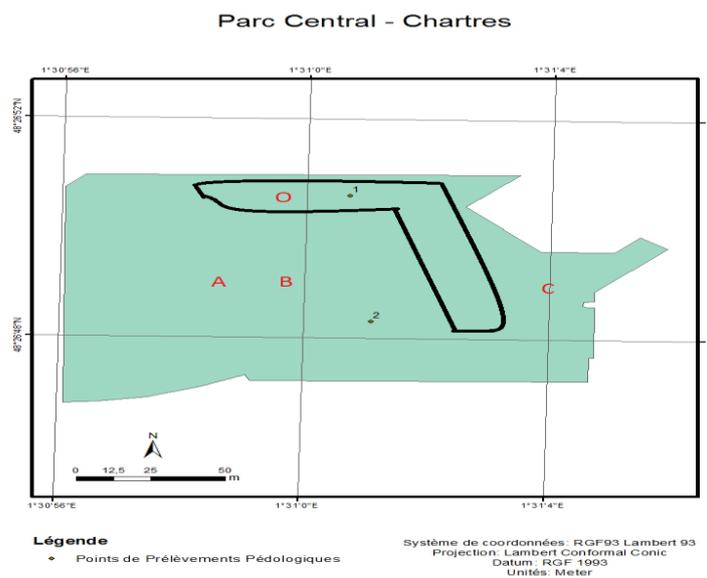


Figure 9: points de prélèvements au parc central de Chartres

Le parc de l'Arrou de Blois

Le parc de l'Arrou de Blois peut être divisé en deux grandes zones :

- Une zone A qui est une prairie qui sert de réserve foncière. Nous avons choisis deux points de prélèvements (figure 10) dans cette zone où nous avons prélevés des échantillons de sol sur 3 profondeurs (0-20cm, 20-40cm et 40-60cm).
- Une zone B aménagée autour d'un point d'eau et présentant des surfaces boisées où nous avons choisis un point de prélèvements (figure 10) et nous avons prélevés des échantillons de sol sur 3 profondeurs (0-20cm, 20-40cm et 40-60cm).

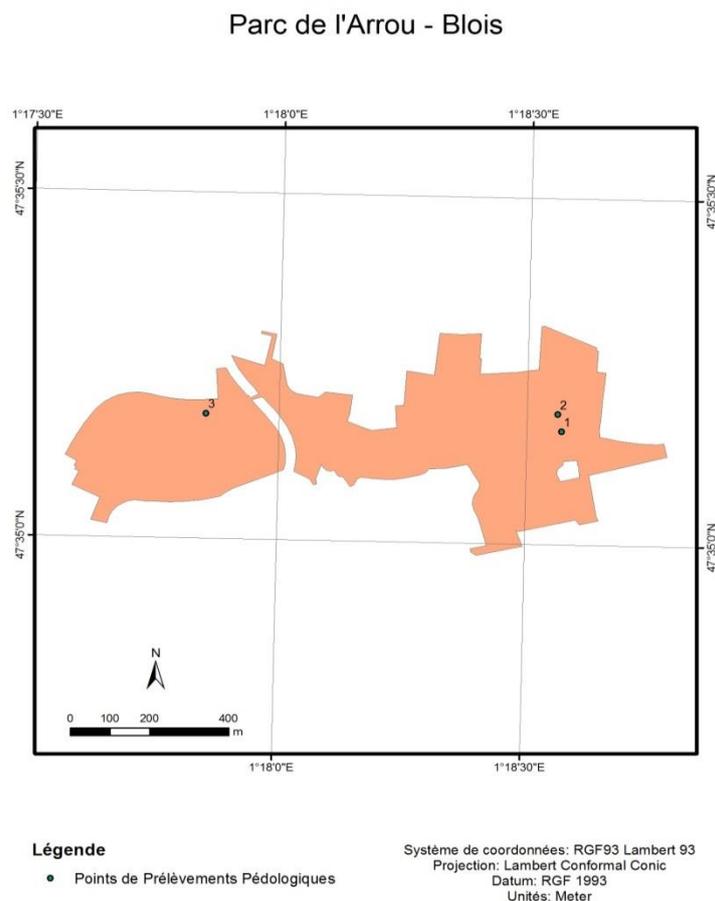


Figure 10: points de prélèvements au parc de l'Arrou de Blois

Le jardin de Lazenay de Bourges

Le jardin de Lazenay de Bourges peut être divisé en 3 zones :

- Une zone A qui est une pelouse calcaire. nous avons choisis un point de prélèvements (figure 11) et nous avons prélevés des échantillons de sol sur 2 profondeurs (0-20cm et 20-40cm).
- Une zone B boisée. Nous avons aussi choisis un point de prélèvement (figure 11) et nous avons prélevés des échantillons de sol sur 2 profondeurs (0-20cm et 20-40cm).
- Une zone C dégagée et entretenue. nous avons aussi choisis un point de prélèvement (figure 11) et nous avons prélevés des échantillons de sol sur 2 profondeurs (0-20cm et 20-40cm).

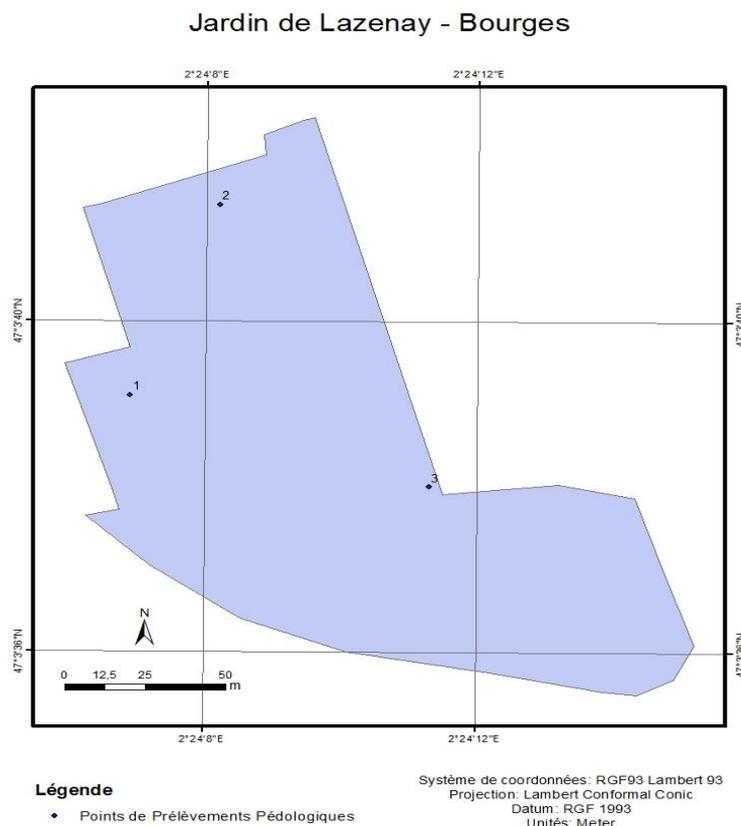


Figure 11: points de prélèvements au jardin de Lazenay à Bourges

La prairie de saint Gildas de Châteauroux

La prairie de saint Gildas peut être divisée en 2 grandes zones :

- Une zone A non entretenue et laissée à l'état naturel. nous avons choisis un point de prélèvement (figure 12) et nous avons prélevés des échantillons de sol sur 2 profondeurs (0-20cm et 20-40cm).
- Une zone B située dans le lit majeur de l'Indre. nous avons aussi choisis un point de prélèvement (figure 12) et nous avons prélevés des échantillons de sol sur 2 profondeurs (0-20cm et 20-40cm).

Prairie Saint Gildas - Chateauroux

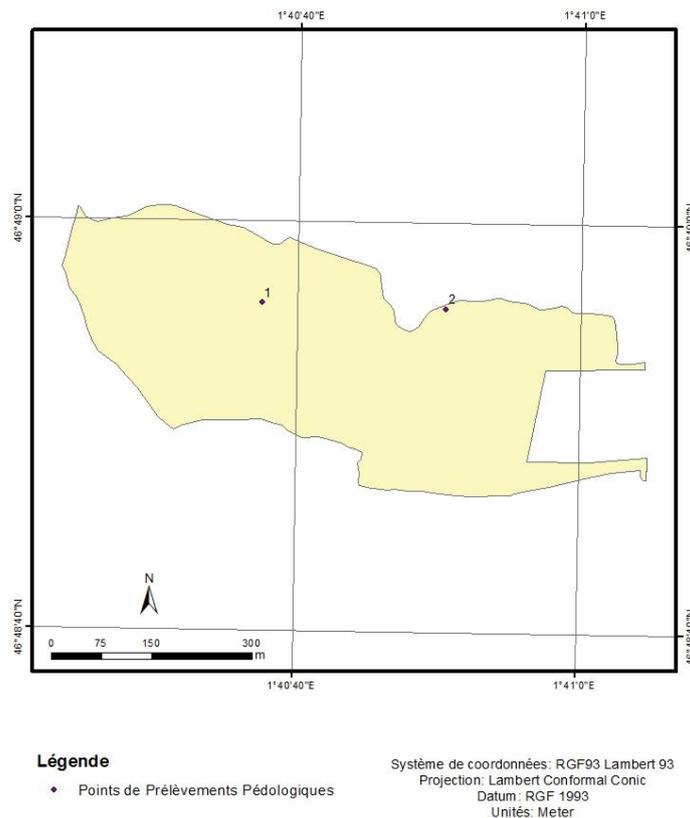


Figure 12: points de prélèvements à Châteauroux

2. Etude pédologique

2.1 Pourcentage d'éléments grossiers

Les éléments grossiers (EG) sont tous les constituants minéraux individualisés (fragments de roches poly- ou mono -minéraux) de dimensions supérieures à 2 mm. Même s'ils ont perdu, partiellement ou totalement, leur structure lithique originelle par altération, ils n'ont pas acquis de structure pédologique. Le «refus à 2 mm» correspond à tout ce qui ne passe pas à travers la passoire lors de la préparation de la terre fine. Dans ce refus, il y a les éléments grossiers lithiques, les nodules pédologiques et parfois des agrégats ayant résisté à l'écrasement. [10]

Selon leur plus grande dimension, on distinguera quatre ou cinq catégories d'éléments grossiers (figure 13) :

STIPA 1982		AFNOR X 31-003 1998	
0,2 à 2 cm	graviers	0,2 à 2 cm	graviers
2 à 7,5 cm	cailloux	2 à 7,5 cm	cailloux
7,5 à 20 cm	pierres	7,5 à 12 cm	pierres
> 25 cm	blocs	12 à 25 cm	grosses pierres
		> 25 cm	blocs

Figure 13: Catégories d'éléments grossiers

Au plan agronomique, la quantité d'éléments grossiers est utile à connaître dès que ceux-ci sont abondants et qu'ils risquent de jouer un certain rôle :

- Diminution de la réserve en eau
- Gêne pour les semis ou les récoltes
- Protection contre l'évaporation
- Obstacle à la mécanisation

Nous nous sommes contentés de séparer les éléments grossiers avant de sécher nos échantillons de sol et nous n'avons pas caractérisé ces éléments. Nous remarquons, d'après les résultats du pourcentage d'éléments grossiers (**Tableau I**), que ce pourcentage est variable d'un parc à l'autre et même d'une zone à une autre au sein de chaque parc. Ce pourcentage varie entre 5 et 30 %. nous constatons une homogénéité au sein de chaque zone à l'exception de la zone A du parc de Châteauroux où nous remarquons une absence d'éléments grossiers. Le pourcentage d'éléments grossiers ne peut pas être interpréter ou utilisé sans prendre en compte leur nature lithologiques, leurs dimensions, leurs éventuels états d'altérations et plusieurs autres paramètres, mais il nous donne une idée sur la circulation de l'air dans le sol. Avec un pourcentage en éléments grossiers inférieure à 50%, nous pouvons conclure que nous avons une bonne circulation d'air dans les sols étudiés. [10]

2.2 L'humidité résiduelle

En général, l'humidité résiduelle est directement proportionnelle au taux d'argile et au taux de matières organiques. Valeurs courantes de 4 à 8 % pour les textures argileuses, inférieures à 1% pour des horizons sableux peu humifères. Les masses de matières sèches (**Tableau I**) obtenues après séchage sont comprises entre 37 et 39 g pour 40 g de sol laissé à l'air libre. Nous remarquons que nous avons une humidité résiduelle comprise entre 4 et 7% pour la plupart de nos échantillons ce qui nous permet de prévoir que nous avons des échantillons de sol de texture argileuses, à l'exception des échantillons de sol la zone B du parc de Châteauroux, où nous avons des valeurs comprises entre 1.5 % et 2.5%, et des échantillons du parc de bourges où nous constatons une variation dans le pourcentage de l'humidité résiduelle.[12]

Tableau I : résultats des éléments grossiers et de l'humidité résiduelle.

M initiale de sol=40g	masse après séchage(g)	masse éléments grossiers(g)	humidité résiduelle HR(%)	Eléments grossiers(%)
<u>Blois</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	37.45	1.98	6.38	5.85
P1 (20-40cm)	37.48	5.81	6.32	18.07
P1 (40-60cm)	37.53	6.53	6.89	19.47
P2 (0-20cm)	37.35	10.15	7.12	31.47
P2 (20-40cm)	37.50	6.97	6.28	21.61
P2 (40-60cm)	37.43	4.12	6.42	12.23
ZONE B				
P3 (0-20cm)	37.15	5.73	7.28	17.41
P3 (20-40cm)	38.12	4.71	5.28	14.08
P3 (40-60cm)	38.16	4.87	5.36	14.25
<u>chartres</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	37.20	2.44	7.02	7.00
P1 (20-40cm)	37.89	1.81	5.29	5.14
ZONE B				
P2 (0-20cm)	37.36	3.09	6.58	8.93
P2 (20-40cm)	37.49	4.27	6.29	12.03
ZONE C				
P3 (0-20cm)	37.44	1.69	6.42	5.04
P3 (20-40cm)	37.85	0.33	5.38	0.92
<u>Châteauroux</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	37.44	0.14	6.42	0.42
P1 (20-40cm)	37.45	0	6.38	0
P1 (40-60cm)	37.40	0	6.50	0
ZONE B				
P2 (0-20cm)	39.47	2.11	1.59	6.69
P2 (20-40cm)	39.13	5.41	2.08	16.61
P2 (40-60cm)	38.92	4.01	2.52	12.13

<u>bourges</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	38.48	4.97	3.82	15.90
P1 (20-40cm)	38.05	8.13	4.89	23.46
ZONE B				
P2 (0-20cm)	33.12	7.77	3.95	23.46
P2 (20-40cm)	34.00	9.30	5.12	27.35
ZONE C				
P3 (0-20cm)	34.68	5.67	3.52	16.34
P3 (20-40cm)	35.11	5.61	5.38	15.97

2.3 La porosité

La porosité est un paramètre important pour déterminer la qualité du sol. Les valeurs de la porosité de tous les échantillons figurent en annexe (Annexe 3).

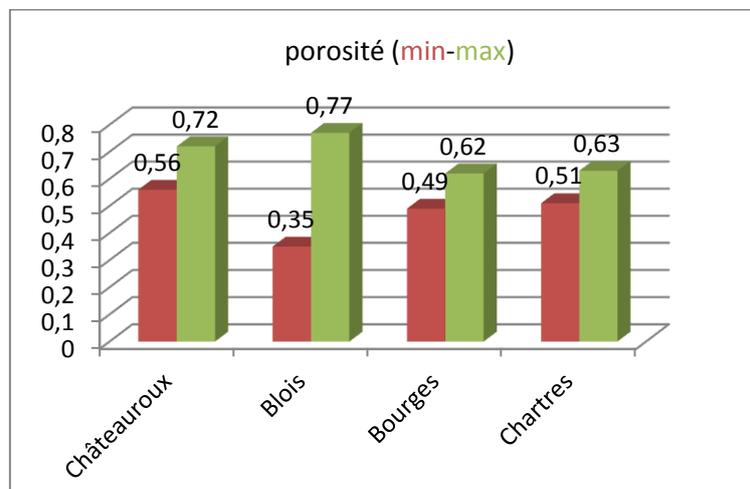


Figure 14: porosité minimale et maximale par site.

L'histogramme (figure 14) représente la valeur minimale et maximale de porosité des échantillons de sol de chaque parc. Nous constatons que l'ensemble des échantillons étudiés de toutes les zones de tous les parcs ont une porosité comprise entre 0,35 et 0,77, c'est-à-dire une porosité moyenne. La porosité servant à réguler l'eau et à la circulation de l'air dans le

sol, nous pouvons en conclure que les sols étudiés sont bien drainé. Cependant, les variations de porosité au sein d'un sol des différentes zones d'un même parc s'expliquent par une présence d'argile plus importante ou d'un tassement de sol qui sont deux facteurs qui diminuent la porosité. [7]

2.4 Analyse Texturale

Le triangle texturale (Figure 15) nous permet la détermination de la texture des sols, vu que nous avons déterminé par le Kit Lamotte les proportions de limon, d'argile et de sable dans chaque sol (tableau II).

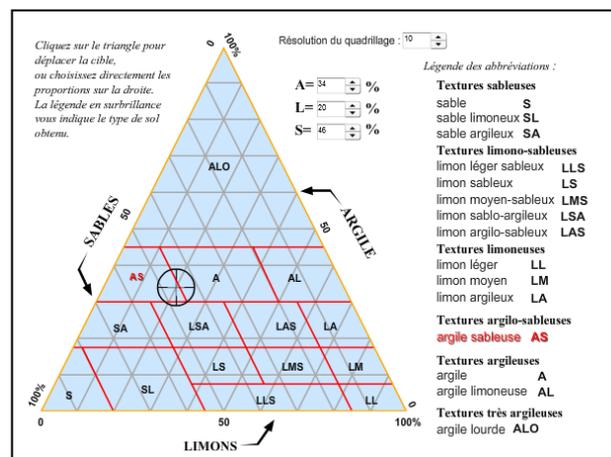


Figure 15: Triangle texturale.[15]

Ainsi, nous constatons que la majorité de nos échantillons ont une texture argileuse sauf pour la zone B du parc de Châteauroux où nous avons une texture majoritairement sableuse, ce qui confirme les résultats d'humidité résiduelle. Aussi, nous remarquons, pour les 3 zones du parc de Bourges, que l'horizon 0-20 cm a une texture majoritairement sableuse avec un pourcentage d'argile supérieure à 14%, et l'horizon 20-40 cm a une texture argileuse.

Les sols de texture argileuse sont caractérisés par une bonne réserve en eau, une bonne réserve en éléments nutritifs et ont une structure stable. En effet, un fort taux d'argile permet un bon enracinement. Les limons ont une faible cohésion et sont des particules très

fines. Ils sont donc facilement détachés de la matrice du sol et transportés par le ruissellement.

Les sables ont une cohésion encore plus faible. []

Tableau II : Texture des sols.

	Pourcentage du sable	Pourcentage du limon	Pourcentage de l'argile	Texture
<u>Blois</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	23	12	65	Très argileuses (argile lourde ALO)
P1 (20-40cm)	13	4	83	Très argileuses (argile lourde ALO)
P1 (40-60cm)	7	10	83	Très argileuses (argile lourde ALO)
P2 (0-20cm)	37	20	43	Argileuses (argile A)
P2 (20-40cm)	37	20	43	Argileuses (argile A)
P2 (40-60cm)	18	13	69	Très argileuses (argile lourde ALO)
ZONE B				
P3 (0-20cm)	20	17	63	Très argileuses (argile lourde ALO)
P3 (20-40cm)	20	8	72	Très argileuses (argile lourde ALO)
P3 (40-60cm)	17	13	70	Très argileuses (argile lourde ALO)
<u>chartres</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	43	10	47	Très argileuses (argile lourde ALO)
P1 (20-40cm)	17	7	76	Très argileuses (argile lourde ALO)
ZONE B				
P2 (0-20cm)	27	9	64	Très argileuses (argile lourde ALO)
P2 (20-40cm)	18	3	79	Très argileuses (argile lourde ALO)
ZONE C				
P3 (0-20cm)	47	17	36	Argilo-sableuses (argile sableuse AS)
P3 (20-40cm)	30	7	63	Très argileuses (argile lourde ALO)
<u>Châteauroux</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	30	10	60	Très argileuses (argile lourde ALO)
P1 (20-40cm)	17	5	78	Très argileuses (argile lourde ALO)
P1 (20-40cm)	27	7	66	Très argileuses (argile lourde ALO)
ZONE B				
P2 (0-20cm)	87	13	0	Sableuses (sable S)
P2 (20-40cm)	60	27	13	Sableuses (sable limoneux SL)
P2 (20-40cm)	87	13	0	Sableuses (sable S)
<u>bourges</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	73	13	14	Sableuses (sable limoneux SL)
P1 (20-40cm)	40	20	40	Argileuses (argile A)

ZONE B				
P2 (0-20cm)	60	18	22	Sableuses (sable argileux SA)
P2 (20-40cm)	43	20	37	Argileuses (argile A)
ZONE C				
P3 (0-20cm)	57	20	23	Sableuses (sable argileux SA)

2.5 Profil pédologique par site

Nous avons pu, à travers les résultats des différents Tests réalisés dans cette partie, caractériser nos sols d'un point de vue pédologique.

Les sols étudiés de la zone A et de la zone B du parc de l'Arrou de Blois, présente les mêmes caractéristiques pédologiques avec une humidité résiduelle, un pourcentage d'éléments grossiers et une texture homogène dans les 2 zones du parc. Nous remarquons aussi cette homogénéité dans le parc central de Chartres à travers les sols de ses 3 zones, ainsi qu'un pourcentage d'éléments grossiers faible ne dépassant pas les 10% en moyenne. Les sols des 2 zones choisies dans la prairie de saint Gildas présente des caractéristiques pédologiques différentes. Nous avons un sol très argileux pour la zone A, où nous remarquons une absence d'éléments grossiers, et un sol de texture sableuse pour la zone B. Dans le jardin de Lazenay de bourges, nous remarquons, pour les 3 zones choisis dans ce parc, que nous avons un sol de texture sableuse qui forme l'horizon de surface, et un sol de texture argileuse qui forme un deuxième horizon se trouvant à une profondeur de 20 à 40 cm.

Les résultats de la porosité des sols des 4 espaces verts, nous renseigne sur une bonne circulation d'eau et les résultats d'éléments grossiers nous indique une bonne circulation d'air dans nos d'où, une bonne stabilité structurale. Nous pouvons conclure, à partir des résultats pédologiques, que les sols analysés ont une bonne fertilité physique.

3. Etude agronomique

3.1 pH-eau, pH-KCl et potentiel d'acidification

Le pH des sols de jardin se situe presque toujours entre 4 et 8. Le niveau d'acidité ou de basicité du sol est très important pour l'assimilation des éléments nutritifs par la plante. Pour un sol, le pH optimal est compris entre 6,5 et 8,0, car la plupart des éléments nutritifs sont assimilables dans cette zone de pH.

Dans le tableau des résultats (**Tableau III**), on voit que tous les pH obtenus sont admis dans la limite optimale, donc les échanges d'éléments nutritifs sont possibles sans aucun risque de pollution et la croissance des plantes est assurée.

Tableau III: valeurs du pH, pH KCL et potentiel d'acidification.

	<u>pH H2O</u>	<u>pH KCL</u>	<u>Potentiel d'acidification</u>
<u>Blois</u>			
Zone A			
P1 (0-20cm)	7.23	7.51	0.28
P1 (20-40cm)	7.65	8.1	0.45
P1 (40-60cm)	7.42	7.78	0.36
Zone B			
P2 (0-20cm)	7.56	7.95	0.39
P2 (20-40cm)	7.83	8.06	0.23
P2 (40-60cm)	7.12	7.71	0.59
P3 (0-20cm)	7.02	7.45	0.43
P3 (20-40cm)	7.14	7.43	0.32
P3 (40-60cm)	7.69	7.95	0.26
<u>chartres</u>			
Zone A			
P1 (0-20cm)	7.32	7.55	0.23
P1 (20-40cm)	7.24	7.53	0.29
Zone B			
P2 (0-20cm)	7.48	7.96	0.48
P2 (20-40cm)	7.57	8.15	0.59
Zone C			
P3 (0-20cm)	7.98	8.21	0.23
P3 (20-40cm)	7.65	8.08	0.43

<u>Châteauroux</u>			
Zone A			
P1 (0-20cm)	6.97	7.26	0.29
P1 (20-40cm)	7.29	7.52	0.23
P1 (40-60cm)	7.12	7.60	0.48
Zone B			
P2 (0-20cm)	7.16	7.65	0.49
P2 (20-40cm)	7.38	3.76	0.39
P2 (40-60cm)	7.44	7.79	0.35
<u>bourges</u>			
Zone A			
P1 (0-20cm)	7.96	8.32	0.36
P1 (20-40cm)	7.74	8.22	0.48
Zone B			
P2 (0-20cm)	7.36	7.78	0.42
P2 (20-40cm)	7.69	8.08	0.39
Zone C			
P3 (0-20cm)	7.49	7.72	0.23
P3 (20-40cm)	7.53	8.00	0.47

Selon les agronomes, l'écart entre le pH eau et le pH KCl caractérise le potentiel d'acidification du sol. Il renseigne sur les risques d'acidification d'une parcelle. Les conclusions sont différentes en fonction de l'écart entre les deux pH.

- Écart < 0,1 : pas de potentiel d'acidification ;
- Écart compris entre 0,2 et 0,5 : faible potentiel d'acidification ;
- Écart compris entre 0,6 et 1 : acidité échangeable moyenne ;
- Écart > 1 : fort potentiel d'acidification.

On observe que pour les échantillons de sols analysés, l'écart est compris entre 0,2 et 0,55 ce qui montre un faible potentiel d'acidification. [7]

3.2 Analyse des éléments chimiques

Les 6 éléments de structure et macro éléments : N, P, K sont dit éléments majeurs en agronomie ; Ca, Mg, S sont couramment appelés éléments secondaires. Dans les 2 cas,

majeurs et secondaires, ils sont absorbés en quantité importantes, avec des teneurs supérieures au g/kg MS d'une plante. P, K, Ca, Mg et la plus grande partie de S proviennent du sol où les racines les absorbent sous formes ioniques, à partir de solutions très diluées.

Nous avons déterminé la concentration de ces éléments chimiques à chaque profondeur, dans toutes les zones de tous les parcs (annexe 4) et par suite nous avons calculé la moyenne de chaque élément chimique par zone (tableau IV). On ne peut pas parler d'une concentration optimale d'un élément chimique dans un sol car les besoins en éléments chimiques diffèrent d'un sol à un autre. Cette concentration est fonction du type de sol, ph du sol, des types des plantes et de leurs besoins en éléments minéraux ainsi que plusieurs autres paramètres. [7]

Sur le graphique (figure 16), on voit que le pH permettant le plus d'échange d'éléments nutritifs est un pH basique. Cependant il n'est pas souhaitable d'avoir un ph trop élevé car il détruirait la matière organique. Ainsi, le pH doit toujours être compris entre 6,5 et 8, avec une préférence pour des ph légèrement supérieur à 7. Pour des valeurs inférieures à 4,5 il y a un risque de pollution des végétaux par l'aluminium. Nos sol ayant un pH compris entre 6 et 8, tous les nutriments devraient avoir une disponibilité optimum.[7]

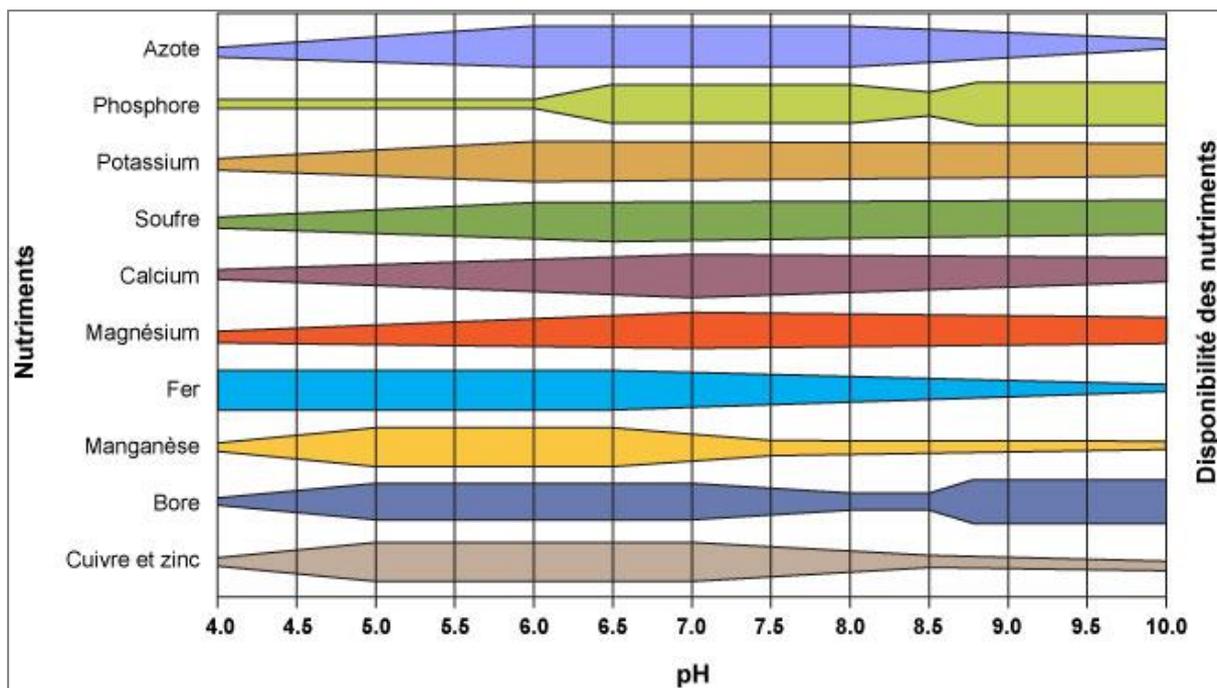


Figure 16: Influence du pH sur la disponibilité des nutriments.[7]

En analysant les résultats nous ne remarquons pas une différence significative entre les zones d'un même parc par contre, on constate encore une fois une homogénéité dans les concentrations d'éléments chimiques dans les sols d'un même parc. Mais nous remarquons des variations dans les concentrations si on compare un espace vert à un autre et cela on peut l'expliquer, comme nous l'avons précisé, par le fait que chaque sol a ses propres caractéristiques et ses propres besoins et son propre équilibre qui dépend des plantes et du fonctionnement biologique au sein de chaque sol. Ce qui est bien remarquable c'est la concentration très élevée en Ca^{++} dans les échantillons de sol de bourges et dans la zone B de Châteauroux. Cette forte concentration s'explique, à Bourges, par la forte présence de calcaire dans le sol de ce parc qui se situe sur une friche dont le sous-sol servait à l'extraction de calcaire. Nous pouvons aussi penser à un sol riche en calcaire pour la zone B de Châteauroux.

Tableau IV: Teneur en éléments chimiques(en mg/L de solution de sol)

	SO_4^{2-}	PO_4^{3-}	Mg^{++}	K^+	Ca^{++}
<u>Blois</u>					
Zone A	0,671	0,334	2,758	2,575	53,683
Zone B	0,608	0,264	1,314	2,167	69,416
<u>Chartres</u>					
Zone A	0,902	0,153	1,995	1,951	37,573
Zone B	0,657	0,136	1,928	1,864	36,667
Zone C	0,609	0,169	1,934	2,237	34,988
<u>Châteauroux</u>					
Zone A	0,702	0,144	1,606	1,413	61,528
Zone B	0,922	1,478	2,394	2,052	253,648
<u>Bourges</u>					
Zone A	0,862	0,657	1,531	1,141	784,783
Zone B	1,244	0,829	1,815	0,741	967,078
Zone C	1,312	0,771	2,593	1,342	936,173

3.3 Détermination du carbone organique, de l'azote totale et de la matière organique dans le sol

Les sols contiennent entre 2 et 10 grammes d'azote par kilogramme de sol, essentiellement sous forme organique située dans la couche labourée comprise entre 0 et 25/30 cm de profondeur. L'azote minéral est essentiellement présent sous deux formes : l'ion ammonium (NH_4^+), l'ion nitrate (NO_3^-). L'azote total, celui qu'on a déterminé, regroupe toutes les formes d'azote minéral et organique présentes dans un échantillon de sol, excepté l'azote gazeux. Il ne fournit aucun renseignement sur l'azote minéral disponible pour le végétal.[13]

Nous remarquons que pour tous nos échantillons de sol nous avons une quantité d'azote (Tableau V) qui varie entre 3 et 6 g d'azote par kilogramme de sol et qui atteint 9g/kg dans la zone A de bourges et la zone B de Blois.

Pour pouvoir interpréter la quantité d'azote totale, nous avons calculé le rapport C/N en déterminant la quantité de carbone organique (Tableau V) dans nos échantillons de sol. Le

rapport C/N est un indicateur de l'activité biologique des sols. Il renseigne sur : le degré d'évolution de la matière organique, l'activité biologique, et le potentiel de fourniture d'azote par le sol. Un rapport C/N inférieure à 6 témoigne d'un sol à décomposition rapide de la matière organique. Nous remarquons que pour tous nos échantillons nous avons un rapport assez faible. [13]

Nous avons calculé le pourcentage de matière organique dans nos sols. La Teneur moyenne idéale en matière organique dans les 20 premiers cm d'un sol varie est entre 2.5 et 5 % nous remarquons que nous avons une teneur qui varie entre 2 et 5% ce qui témoigne que nous avons des sols qui ont une teneur en carbone organique optimale mais une teneur en azote qui est assez élevée.

Le rapport C/N n'est pas suffisant pour apprécier le fonctionnement biologique du sol. Des mesures complémentaires de fertilité biologique du sol tel que la Biomasse Microbienne seront étudiés dans la partie microbiologique. [13]

Tableau V: Teneur en carbone organique, azote totale et pourcentage de matière organique.

	Azote totale (g/kg)	Carbone organique (g/kg)	C/N	Matière organique (%)
<u>Blois</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	3.24	13.4	4.13	2.30
P2 (0-20cm)	5.36	24.8	4.62	4.26
ZONE B				
P3 (0-20cm)	9	26.8	2.97	4.48
<u>chartres</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	3.84	15.3	3.98	2.63
ZONE B				
P2 (0-20cm)	3.37	9.2	2.72	1.68
ZONE C				
P3 (0-20cm)	3.73	16.3	4.36	2.80
<u>Châteauroux</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	4.11	16.2	3.94	2.78
ZONE B				
P2 (0-20cm)	6.05	34.8	32.45	5.86
<u>Bourges</u>				
ZONE A				
P1 (0-20cm)	9.07	34.9	3.84	5.87
ZONE B				
P2 (0-20cm)	5.65	29.9	5.29	5.14
ZONE C				
P3 (0-20cm)	5.98	25.9	4.33	4.45

3.4 Profil agronomique par site

D'après les résultats agronomiques malgré les variations constatées, dans les teneurs en éléments chimiques dans le sol, d'un parc à un autre, nous remarquons des similitudes dans les profils agronomiques des 4 parcs. Il faut noter que nous traitons des espaces verts qui ne sont pas utilisés pour la culture agricole donc nous ne pouvons pas parler de bonne ou de mauvaise fertilité chimique mais, nous remarquons que tous les sols traités sont assez riche en

éléments minéraux, en carbone organique et en azote et présentent une matière organique actif d'où nous pouvons simplement conclure que nous avons des sols qui sont chimiquement fertile.

4. Etude Microbiologique

4.1 Biomasse microbienne

A partir des résultats des taux de CO₂ dégagées par les microorganismes du sol (Annexe 5), nous avons déterminé la biomasse microbienne « BM », par zone, dans chacun des sols (figure 16).

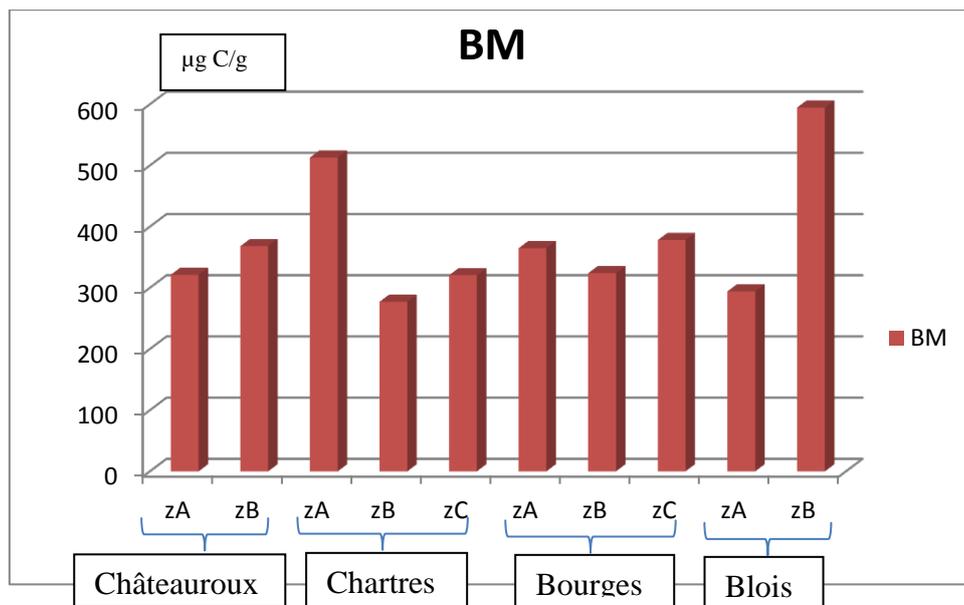


Figure 17: Biomasse microbienne

Selon la grille d'interprétation de Salducci [13], la teneur correcte en biomasse microbienne est de l'ordre de 200 à 300 µg C/g. Une teneur entre 300 et 600 µg C/g est considéré comme forte. Nous remarquons que tous nos échantillons présentent une teneur en biomasse microbienne supérieur à 280 µg C/g. En effet, cette assez forte teneur nous donne

une idée sur la richesse de la matière organique des sols étudiés et pourrait expliquer les résultats du rapport C/N qui ont montré que la matière organique dans ces sols est à décomposition rapide et ceci peut être dû à cette assez forte teneur en biomasse microbienne.

4.2 Quotient métabolique

Le quotient métabolique caractérise l'état physiologique des microorganismes et renseigne sur le taux de renouvellement de cette biomasse. Des valeurs importantes de q_{CO_2} traduisent des communautés microbiennes en croissance avec des besoins énergétiques importants pour se maintenir alors que des valeurs faibles de q_{CO_2} indiquent des sols moins perturbés abritant des communautés qui interagissent fortement entre elles . [16,17]

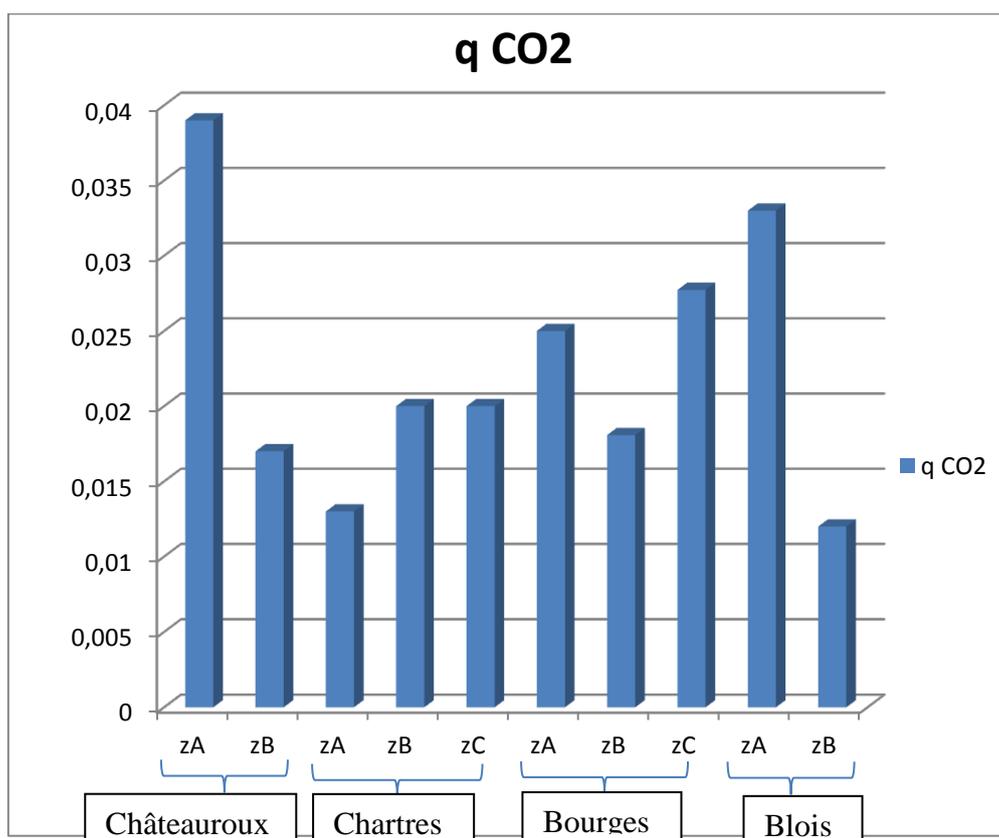


Figure 18: Quotient métabolique par zone

Les quotients métaboliques calculés pour nos sols sont très faibles (Figure 18) ce qui témoigne que nous traitons des sols qui ne sont pas perturbés, arbitrant des communautés qui ne sont pas dans un état de stress. En effet, l'étude pédologique nous a permis de conclure que nous avons des sols dotés d'une bonne stabilité structurale ainsi qu'une bonne circulation d'eau et d'air, ce qui crée des conditions favorables à la multiplication microbienne et au métabolisme microbien, sans besoins énergétique importants.

Nous remarquons aussi que les valeurs de $q\text{ CO}_2$ pour les sols des 4 parcs sont assez proches variant de 0.02 à 0.04 ce qui nous mène à dire que nous avons des communautés microbiennes qui sont très semblables dans les 4 espaces verts étudiés.

4.3 Indice d'équitabilité

L'équitabilité varie de 0 à 1. Elle tend vers 0 quand la quasi-totalité des effectifs est concentrée sur une seule espèce, c'est à dire que la communauté microbienne est dominée par certaines populations. Elle tend vers 1 lorsque toutes les espèces ont la même abondance c'est à dire quand il n'y a pas d'espèces dominantes. Cet indice est généralement plus faible dans les environnements perturbés qui sont dominés par les espèces les plus adaptées.

Dans le cas de l'évaluation des capacités cataboliques d'une microflore du sol, l'indice de Pielou est une mesure de l'équitabilité dans l'utilisation des différents substrats testés; en d'autres terme, si E tend vers 1, c'est que la microflore tellurique est capable de métaboliser la plupart des substrats testés (ici 15/15) ce qui sous-entend une certaine diversité de la communauté microbienne. Si E tend vers 0, à l'inverse, la microflore du sol métabolise un nombre limité de substrats (par exemple 11/15) ce qui peut traduire une moindre diversité de la communauté microbienne.

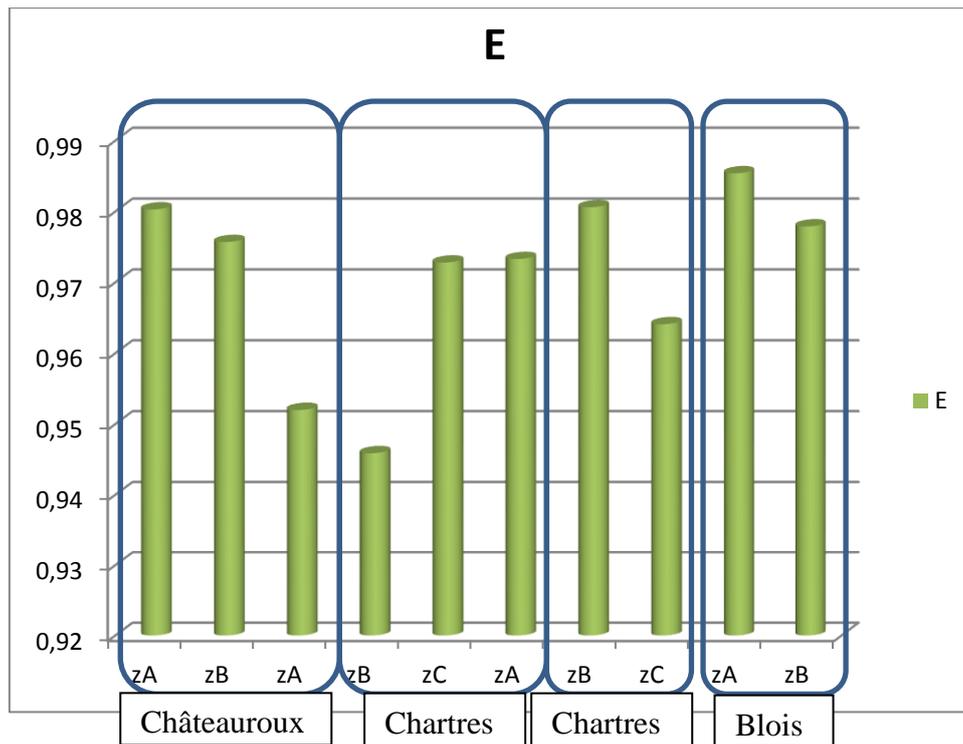


Figure 19: Indice d'équitabilité par zone

Nous remarquons que pour tous nos échantillons de sol, nous avons un indice d'équitabilité supérieur à 0.95. Nous pouvons donc dire, pour tous les sols analysés, que nous avons une communauté microbienne qui métabolise différents substrats. Ainsi, ils ont des besoins différents, d'où on déduit que nous avons des communautés microbiennes diversifiées. La richesse des sols étudiés en carbone organique et leurs stabilités structurales favorise le métabolisme microbien.

4.4 Profil microbiologique par site

Les résultats des tests réalisés nous ont montré, pour les sols des 4 espaces verts, une communauté microbienne abondante en forte teneur, actif et diversifiée. En effet, la fertilité

physique et chimique de ces sols, mises en valeurs, dans l'étude pédologique et agronomique, favorisent le bon fonctionnement du métabolisme microbien.

Nous n'avons pas remarqué des différences notables dans la biomasse microbienne (figure 19) et dans l'activité microbienne entre les sols des espaces verts étudiés. Ceci nous permet de dire que nous avons a priori des communautés microbiennes très semblables dans les 4 espaces verts urbains étudiés.

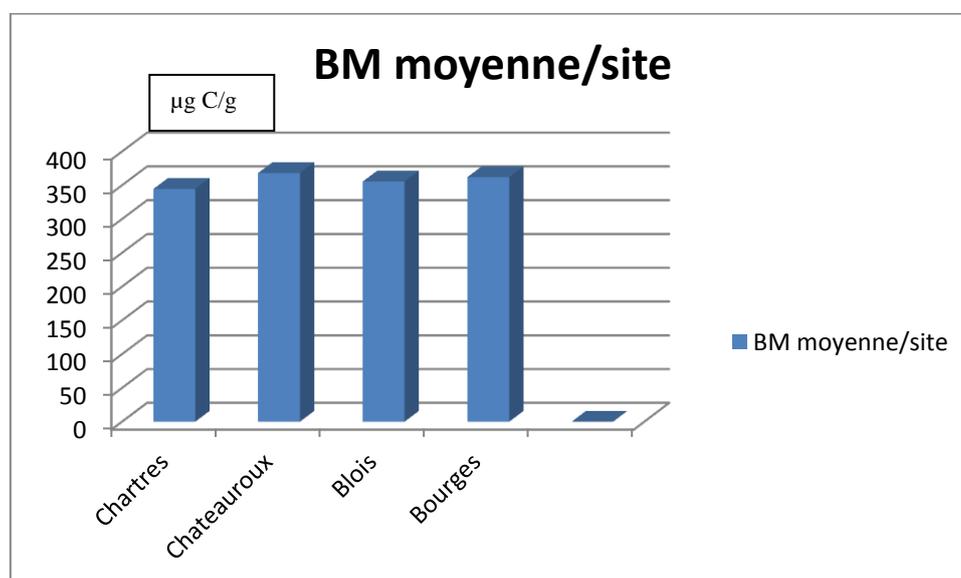


Figure 20: Biomasse microbienne par site

**CHAPITRE 5 : LE PARC PASTEUR ET LES
JARDINS FAMILIAUX DE LA
BERGEONNERIE**

1. Présentation des sites

1.1 Le parc Pasteur à Orléans

Le Parc Pasteur s'étend sur 4 hectares et a été créé en 1927. Le site occupé par le parc était destiné à la culture de la vigne jusqu'à la moitié du XVIII^e siècle et était appelée Saint-Vincent. En 1786, il a été transformé en un cimetière et en est demeuré un jusqu'en 1903. [7]



Figure 21 : Photographie du parc Pasteur

Le parc Pasteur est géré de façon raisonnée. La mise en application d'une gestion raisonnée est une rupture avec les pratiques traditionnelles d'entretien des espaces verts, fortes consommatrices d'engrais, de produits polluants et d'eau. Sa mise en place se traduit par des techniques respectueuses de l'environnement et de la santé. En effet, le parc Pasteur est soumis à la charte 0 pesticides développée par la Mairie d'Orléans. Cette charte, mise en place en janvier 2009, vise à réduire, puis à terme à supprimer, l'usage des produits phytosanitaires dans l'entretien de l'espace public. Pour remplacer ces produits, les 4 jardiniers du parc désherbent à la main. Le sol des massifs floraux est travaillé à la grelinette et à la griffe à fleur. La grelinette permet d'ameublir la terre sans la retourner préservant ainsi l'écosystème du sol tandis que la griffe à fleur permet de briser les mottes pour affiner la surface du sol. Cependant, des engrais organiques, tels qu'EVER7 et ORGAVIE sont tout de même utilisés pour les massifs floraux et les pelouses. La tonte de la pelouse se fait de façon hebdomadaire à la tondeuse. Les feuilles mortes sont réutilisées comme engrais dans certains massifs arbustifs et les déchets verts sont compostés pour devenir à terme de l'engrais. Enfin, aucune espèce exotique n'est présente sur le site. [7]

1.2 Les jardins familiaux de la Bergeonnerie à Tours

Ce terrain qui longe le Cher appartenait à une dame qui, à son décès, en a fait don à la ville de Tours pour une période de 99 ans, à la seule condition qu'on y mette en place des jardins ouvriers. Environ 500 jardins ont donc été créés, chacun disposant d'une petite cabane et de l'arrivée de l'eau courante. La cotisation annuelle est d'environ 60 euros. Trois associations de jardinage gèrent cet ensemble.

2. Résultats pédologiques et agronomiques

2.1 Le parc pasteur

Quatre points ont été choisis pour le parc pasteur et 3 profondeurs.

Porosité

Le tableau ci-dessous montre la porosité du sol en fonction de la profondeur et de l'emplacement de l'échantillon.

Tableau VI : Résultats de la porosité

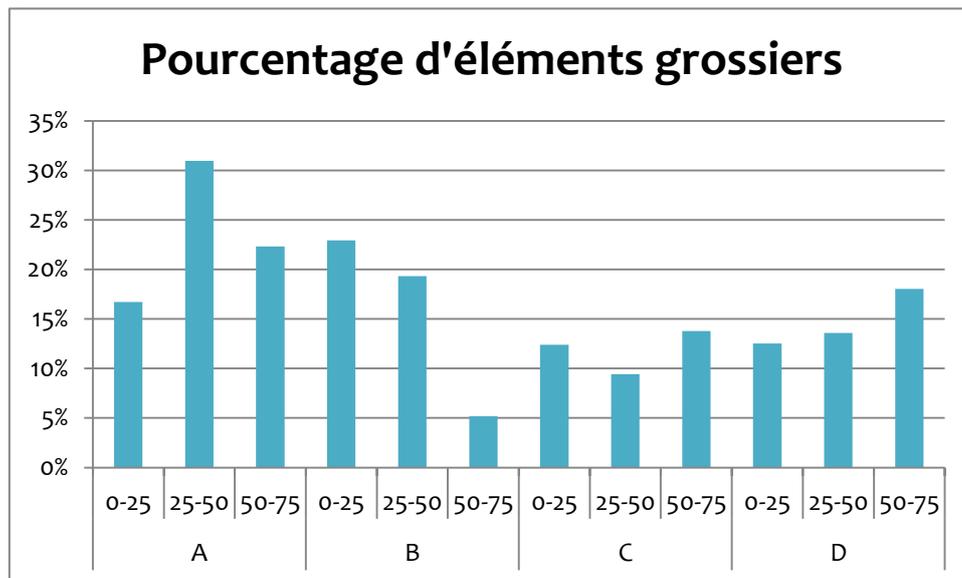
	Point	MVA	MVR	Porosité
1	0-25	1,13	1,87	0,66
	25-50	1,13	2,00	0,77
	50-75	1,29	1,66	0,28
2	0-25	1,19	1,64	0,38
	25-50	1,21	2,02	0,67
	50-75	1,29	1,65	0,27
3	0-25	1,14	2,00	0,75
	25-50	1,28	1,68	0,31
	50-75	1,22	1,69	0,39
D	0-25	1,27	1,93	0,52
	25-50	1,21	1,72	0,42
	50-75	1,22	1,73	0,42

Le tableau ci-dessus montre que l'ensemble des échantillons étudiés à une porosité comprise entre 0,4 et 0,7, c'est-à-dire une porosité moyenne. La porosité servant à réguler l'eau et à circulation de l'air dans le sol, nous pouvons en conclure que le sol étudié est bien drainé. [7]

Pourcentage d'éléments grossiers

Le graphique ci-dessous montre le pourcentage d'éléments grossiers en fonction de la profondeur et de l'emplacement. [7]

Figure 22 : Résultats des pourcentages d'éléments grossiers



Analyse granulométrique

Tableau VII : Résultats de l'analyse texturale

	Point	% Sable	% Limon	% Argile	Type de sol
A	0 - 25	70%	14%	16%	Sable limoneux
	25 - 50	43%	20%	37%	Argile
	50 - 75	38%	10%	52%	Argile lourde
B	0 - 25	53%	13%	34%	Argile sableuse
	25 - 50	42%	16%	42%	Argile
	50 - 75	36%	29%	36%	Argile
C	0 - 25	54%	12%	34%	Argile sableuse
	25 - 50	40%	14%	47%	Argile lourde
	50 - 75	51%	14%	35%	Argile sableuse

D	0 - 25	70%	10%	20%	Sable argileux
	25 - 50	52%	17%	31%	Argile sableuse
	50 - 75	46%	20%	34%	Argile sableuse

Les échantillons étudiés, ils ont majoritairement une texture sableuse. Les points B et C sont argileux alors que les couches supérieures des points A et D sont respectivement des sables limoneux et des sables argileux. [7]

Les textures des sols étudiés présentent peu de limons mais beaucoup de sables. Les limons ont une faible cohésion et sont des particules très fines. Ils sont donc facilement détachés de la matrice du sol et transportés par le ruissellement. Les sables ont une cohésion encore plus faible. Cependant, les sols étudiés ont une teneur en argile comprise entre 15 et 40% environ. Cette teneur est idéale pour garantir la stabilité structurale et éviter l'érosion du sol. En effet, un fort taux d'argile permet un bon enracinement. [7]

Analyse des éléments chimiques

Tableau VIII : Teneur en éléments chimiques

	Point	Ammonium	Nitrate	Fer	Manganèse
A	0 - 25	0,57	0	0,28	1,1
	25 - 50	0,32	0	0,17	0,7
	50 - 75	0,19	0	0,19	0,6
B	0 - 25	0,39	0	0,16	0,6
	25 - 50	0,35	0	0,14	0,7
	50 - 75	0,3	0	0,13	0,8
C	0 - 25	0,83	0	0,1	0,2
	25 - 50	0,45	0	0,11	1,3
	50 - 75	0,36	0	0,13	0,8
D	0 - 25	0,53	0	0,12	0,6
	25 - 50	0,62	0	0,13	1,2
	50 - 75	0,54	0	0,16	0,9
	Blanc	0,31	0	0,05	0,6

L'ammonium (NH₄⁺) se lie à la surface de particules de sol chargées négativement (surtout des particules d'argile). La concentration d'ammonium dans le sol est généralement assez faible (< 1 mg/kg), car l'ammonium est rapidement converti en nitrates sous des conditions propices à la minéralisation. Nous savons que 1 ppm (partie par million) est équivalent à 1 mg/kg. Les résultats que nous avons obtenus pour l'ammonium sont donc dans les normes. De

plus, l'ammonium étant un élément nutritif, sa disponibilité a un niveau raisonnable est un avantage pour la croissance des plantes. [7]

Les nitrates ne se lient pas à la surface des minéraux argileux, c'est pourquoi il n'y en a pas dans les sols étudiés. La présence de nitrates dans le sol est essentielle à la production culturale mais une quantité excessive accroît le risque de contamination des eaux souterraines ou de surface. Cependant, notre sol n'est pas voué à la production culturale, donc l'absence de nitrates n'est pas un problème. De plus, cette absence montre bien qu'aucun pesticide n'est utilisé dans ce parc. [7]

Nous n'avons pas trouvé de valeur moyenne pour les taux d'oligo-éléments dans les sols. Nous ne pouvons donc pas conclure pour le fer et le manganèse. Cependant, nous pouvons observer une certaine homogénéité dans l'ensemble des sols étudiés. [7]

Analyse avec des électrodes

Tableau IX : Résultats des analyses par les électrodes

Sols	pH	pH KCl	Potentiel d'acidification	Conductimétrie ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	Redox (mV)	
A	0 - 25	7,47	6,92	0,55	470	160
	25 - 50	7,87	7,11	0,76	256,8	165
	50 - 75	7,97	7,4	0,57	255,2	148
B	0 - 25	7,6	6,99	0,61	409	157
	25 - 50	7,77	7,33	0,44	338	175
	50 - 75	7,45	6,96	0,49	201,5	169
C	0 - 25	7,01	7,14	-0,13	383	165
	25 - 50	7,5	6,87	0,63	331	184
	50 - 75	7,89	6,88	1,01	198,5	170
D	0 - 25	7,31	7,1	0,21	623	175
	25 - 50	7,72	6,48	1,24	374	181
	50 - 75	7,29	7,38	-0,09	322	172

On observe que pour la majorité de nos résultats, l'écart est compris entre 0,2 et 0,5 ce qui montre un faible potentiel d'acidification. Les couches des points C et D ont chacune un potentiel d'acidification différent ce qui peut s'expliquer par la présence de différents minéraux à chaque couche. [7]

Sur le tableau de résultats ci-dessus, on voit que tous les pH obtenus sont admis dans la limite optimale, donc les échanges d'éléments nutritifs sont possibles sans aucun risque de pollution et la croissance des plantes est assurée. [7]

2.2 Les jardins familiaux de la Bourgeonnerie

Nous avons reçu un bilan d'analyse d'un jardin familial des jardins familiaux de la Bourgeonnerie de la part du laboratoire Touraine de Tours. Il faut noter que les pratiques sur chaque jardin sont différentes donc les résultats ne peuvent pas être généralisés sur l'ensemble des jardins d'où la particularité des jardins familiaux.

Tableau X : Bilan d'analyse de sol

Jardin numéro 122 cher gramont		
Déterminations	Résultats	Méthodes
Argile	12,2%	NF X 31 107
Limon	20,4%	NF X 31 107
Sable	67,3%	NF X 31 107
Humidité équivalente	11,8%	
Ph H ₂ O	7,83	NF ISO 10390
Ph KCL	7,11	
Carbone organique	56,59g/kg	NF ISO 14235
Azote total	3,36g/kg	NF ISO 11261
Rapport C/N	16,8	CALCUL
Matières organiques	9,73%	NF ISO 14235

Nous remarquons que la texture du sol analysé est majoritairement sableuse avec une teneur en argile assez faible. Le Ph est situé dans la limite optimale ce qui permet de prévoir une abondance en éléments nutritifs. Nous remarquons aussi une forte teneur en carbone organique et en azote et le rapport C/N est assez élevé ce qui révèle une activité métabolique microbienne assez faible. Le taux de matières organiques est lui aussi bien élevé. Ces résultats peuvent être expliqués par le fait de l'utilisation de plusieurs engrais chimiques dans ce jardin et dans la majorité des jardins familiaux de la Bourgeonnerie.

3. Résultats microbiologiques

Nous avons prélevé trois échantillons de sol à Orléans et nous avons reçu trois échantillons de sol de trois jardins familiaux de Tours mais les échantillons de Tours que nous avons reçus ont été séchés donc les résultats obtenus sont erronés et nous n'allons pas les interpréter. Comme pour les échantillons de sols des autres parcs étudiés nous avons déterminé la biomasse microbienne, le quotient métabolique et l'indice de dééquitabilité catabolique.

Biomasses calculées

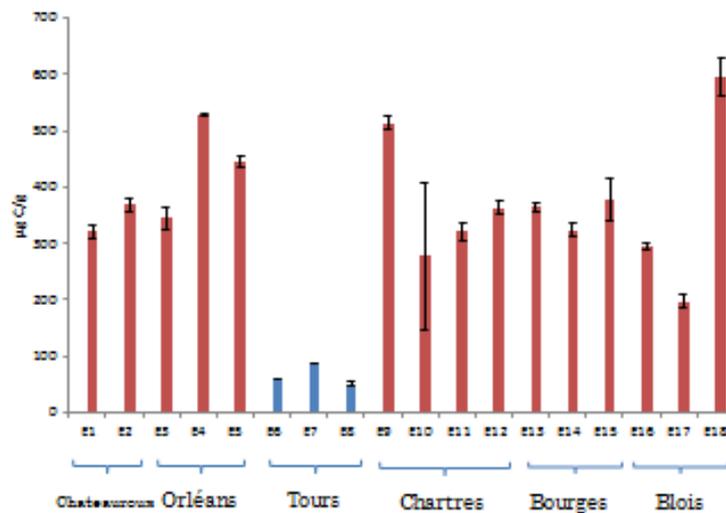


Figure 23 : Biomasse microbienne

Bilan2

E

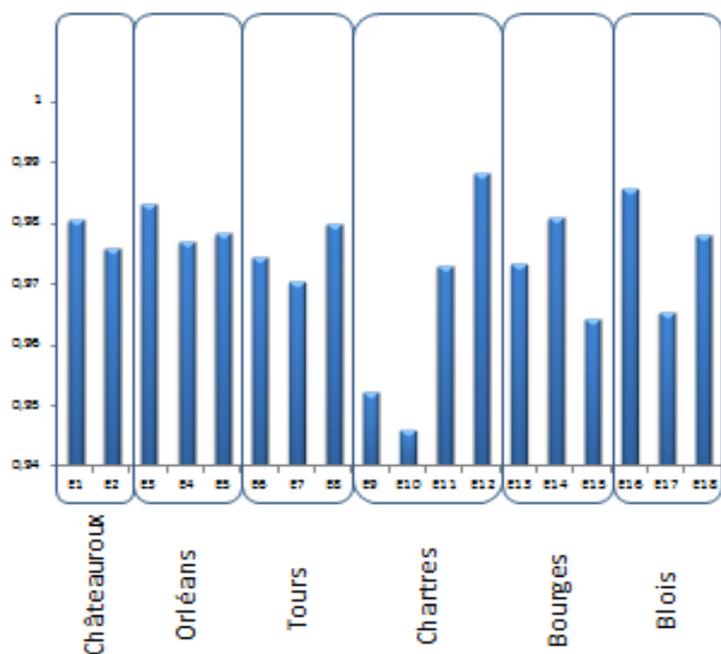


Figure 24 : Indice d'équitabilité catabolique

qCO₂

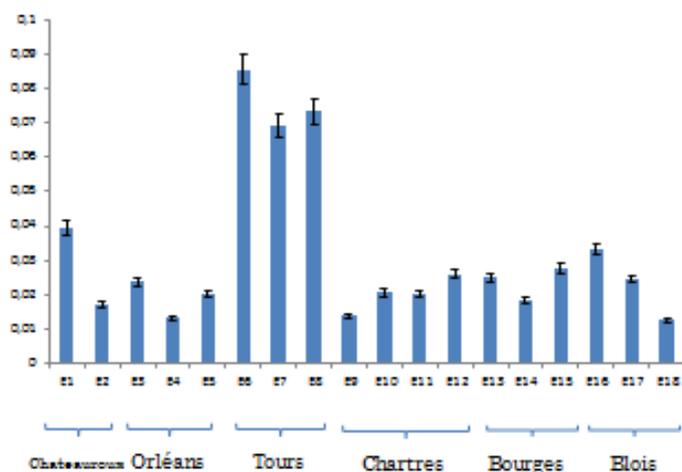


Figure 25 : Quotient métabolique

Comme pour les autres sites étudiés, les résultats des tests réalisés nous ont montré, pour le Parc Pasteur d'Orléans, une communauté microbienne abondante en forte teneur, actif et diversifiée.

Ceci nous permet de dire encore une fois que nous avons a priori des communautés microbiennes très semblables dans les espaces verts urbains étudiés.

Conclusion générale et perspective

A l'issue de ce travail, nous avons pu effectuer une caractérisation physique, chimique et microbiologique des sols des 4 espaces verts urbains choisis dans le projet SERVEUR qui sont : le parc de l'Arrou de Blois, le parc central de Chartres, le jardin de Lazenay de Bourges et la prairie de saint Gildas de Châteauroux. Nous avons ainsi pu comparer les différents sols des 4 parcs à travers les tests pédologiques, qui nous ont permis de caractériser la texture et la structure des sols étudiées et d'évaluer la fertilité physique de chaque sol, les tests agronomiques qui nous ont permis d'évaluer la fertilité chimique des sol en déterminant les réserves en nutriments et les tests microbiologiques qui soulignent l'abondance, la diversité et l'activité microbiologique dans les sols.

Les résultats nous ont montré que les sols, des 4 espaces verts urbains, analysés ont des caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques similaires. La stabilité structurale, la bonne circulation d'eau et d'air, l'abondance des nutriments et de la matière organique ainsi qu'une biomasse microbienne importante, diversifiée et active témoignent que nous avons des sols qui ont une fertilité physique et chimique importante ainsi qu'une activité microbiologique remarquable.

Nous pouvons conclure que les conditions physico-chimiques et microbiologiques dans les sols étudiés sont optimales pour le développement de la biodiversité au sein des 4 espaces verts urbains choisis dans le projet SERVEUR, ainsi nous soulignons le rôle majeur et effecteur du sol dans la biodiversité.

Les résultats de ce rapport serviront comme support pour la suite de la partie environnementale du projet SERVEUR qui traitera :

- Des indicateurs de diversité végétale par l'analyse du nombre d'espèces, de la composition floristique et physiologique, de la rareté, de la fragmentation de la végétation et du paysage plus globalement
- Des indicateurs de diversité animale par l'étude des arthropodes car cette catégorie représente un maillon essentiel et de base de la chaîne alimentaire animale

Références bibliographiques

- [1] **Th. DROUET**, Pédologie BING-F-302 (version 2010)
- [2] **Jean Louis Yengué**, Compte rendu du séminaire de lancement SERVEUR
- [3] FICHE D'IDENTIFICATION DU PROJET SERVEUR
- [4] **Maxime GUERIN**, Etablissement d'une typologie pour la sélection des espaces verts de la région Centre du programme SERVEUR, Rapport de stage 2013
- [5] **Raoul Calvet**, le sol propriétés et fonctions Tome1
- [6] **Association française pour l'étude du sol**, Référentiel pédologique 2008
- [7] **Luisa Tavares-Sangiorgi & Chloé Thivolle**, Étude des services éco-systémiques rendus par les espaces verts urbains, rapport de stage
- [8] **Emilie LAROCHE-Ajzenberg**, La biodiversité microbienne et le fonctionnement des sols agricoles
- [9] **G.BACHELIER**, Activités biologiques des sols et techniques simples qui en permettent l'évaluation
- [10] **Denis Baize**, Guide des analyses en pédologie,2000
- [11] http://www.sciences-enligne.com/DIST/Data/Ressources/lic2/chimie/chi_exp/chromatographie/chromato_ioniq.htm
- [12] **Charline Giguet-Covex**, Observatoire et rétro-observatoire de l'état écologique des plans d'eau d'altitude
- [13] Les produits organiques utilisables en agriculture en Languedoc-Roussillon - Tome 1
- [14] **Antonio REBOZA** , INDICATEURS TEXTURAUX PERTINENTS POUR L'INFILTRATION DES EAUX TRAITEES EN ASSAINISSEMENT NON COLLECTIF
- [15] http://unt.unice.fr/uoh/degsol/swf/index_avec_style.php?titre=Triangle%20textural&source=riangle-fox-fr
- [16] **Traute-Heidi Anderson a,b,c,***, **Klaus H. Domsch** .,Soil microbial biomass: The eco-physiological approach
- [17] **Zaller et al., 2004 ; Fliebbach et al., 2007**

Annexes

Annexe1 : protocole expérimentale pour la détermination texturale du sol (Kit Lamotte)



SOIL TEXTURE UNIT
CODE 1067

QUANTITY	CONTENTS	CODE
60 mL	Soil Flocculating Reagent	5643PS-H
60 mL	*Texture Dispersing Reagent	*5644PS-H
1	Soil Texture Stand	1053
3	Test Tubes, Soil Texture, 50 mL, w/caps	0760
2	Pipets, 1 mL, plastic, w/caps	0372
1	A Study of Soil Science	1530

***WARNING:** Reagents marked with an * are considered to be potential health hazards. To view or print a Material Safety Data Sheet (MSDS) for these reagents go to www.lamotte.com. To obtain a printed copy, contact LaMotte by e-mail, phone or fax.

To order individual reagents or test kit components, use the specified code number.

This test is designed to separate soil into its three basic mineral fractions: sand, silt, and clay. The amount of time required for the soil particles of various sizes to settle in the soil separation tubes forms the basis for this test. From the amount of material collected in each tube it is possible to determine the approximate percentage of each fraction as represented in the original soil sample.

The procedure for preparation of the soil sample for testing is described in the accompanying handbook, A Study Of Soil Science.

The separation tubes should be marked for identification in the following manner: Mark the first sedimentation tube "A", the second "B", and the third "C".

WARNING! This set contains chemicals that may be harmful if misused. Read cautions on individual containers carefully. Not to be used by children except under adult supervision

10. Read Soil Separation Tube "A" at top of soil level. To calculate percentage sand in the soil, divide reading by 15. Multiply by 100. Record as % sand.

11. Read Soil Separation Tube "B" at top of soil level. To calculate percentage silt in the soil, divide reading by 15. Multiply by 100. Record as % silt.

12. Calculate volume of clay as shown above. To calculate percent clay in the soil, divide value by 15. Multiply by 100. Record as % clay.

CALCULATION

EXAMPLE:

Soil Separation Tube "A" reads 2.
Soil Separation Tube "B" reads 8.

Percent Sand	=	$\frac{\text{Reading A} \times 100}{\text{Total Volume}}$	=	$\frac{2 \times 100}{15}$	=	13%
Percent Silt	=	$\frac{\text{Reading B} \times 100}{\text{Total Volume}}$	=	$\frac{8 \times 100}{15}$	=	53%
Percent Clay	=	$\frac{\text{Calculated Volume} \times 100}{\text{Total Volume}}$	=	$\frac{5 \times 100}{15}$	=	33%

Since the scientific basis of the test is the particle size and its mass, as related to its settling time when dispersed in solution, the following table is included for reference.

SOIL PARTICLE	DIAMETER (mm)
Very Coarse Sand	2.0 - 1.0
Coarse Sand	1.0 - 0.5
Medium Sand	0.5 - 0.25
Fine Sand	0.25 - 0.10
Very Fine Sand	0.10 - 0.05
Silt	0.05 - 0.002
Clay	Less than 0.002

INTERPRETATION

Sandy soil is described as soil material that contains 85% or more sand. The percentage of silt plus 1.5 times the percentage of clay shall not exceed 15.

Silt soil is described as soil material that contains 80% or more silt and less than 12% clay.

PROCEDURE

- Place the three Soil Separation Tubes in the rack.
- Add the soil sample to Soil Separation Tube "A" until it is even with line 15.
NOTE: Gently tap the bottom of the tube on a firm surface to pack the soil and eliminate air spaces.
- Use the pipet (0372) to add 1 mL of *Texture Dispersing Reagent (5644PS) to the sample in Soil Separation Tube "A". Dilute to line 45 with tap water.
- Cap and gently shake for two minutes, making sure the soil sample and water are thoroughly mixed.

The sample is now ready for separation. The separation is accomplished by allowing a predetermined time for each fraction to settle out of the solution. Be sure that you continue to gently shake the separation tube up to the time of the first separation (Step 5).

- Place Soil Separation Tube "A" in the rack. Allow to stand undisturbed for exactly 30 seconds.
- Carefully pour off all the solution into Soil Separation Tube "B". Return Tube "A" to the rack. Allow Tube "B" to stand undisturbed for 30 minutes.
- Carefully pour off the solution from Soil Separation Tube "B" into Soil Separation Tube "C". Return Tube "B" to the rack.
- Add 1 mL of Soil Flocculation Reagent (5643PS) to Soil Separation Tube "C". Cap and gently shake for one minute.
- Place the Soil Separation Tube "C" in the rack and allow to stand until all the clay in suspension settles. This may require up to 24 hours.
NOTE: Unless there is further use of the clay sample for air drying and study as described later, it is not necessary to wait for the suspension to settle.

Due to the colloidal nature of clay in solution and its tendency to swell and form a gel, the portion of clay remaining in Tube "C" is not used to determine the clay fraction present in the soil. The clay fraction is calculated by adding the sand and silt fractions and subtracting this total from the initial volume of soil used for the separation.

EXAMPLE:

Tube "A" Sand	2	Initial Volume	15
+ Tube "B" Silt	+8	= Total "A" & "B"	=10
Total "A" & "B"	10	Clay	5

Clay soil is described as soil material that contains 40% or more clay, less than 45% sand and less than 40% silt.

To further describe the various graduations possible under each general soil texture classification mentioned above, additional terms have been applied. Some examples of these are loamy sand, sandy loam, silty clay loam, sandy clay or a silty clay.

Once the three textural classes for a soil have been determined it may be of further interest to place the material from each Soil Separation Tube in individual piles on a piece of paper. Allow sufficient time for air drying. Now it is possible to determine the feel of the various textural classes. This experience will be helpful when the student is in the field.

The following statements give the more obvious characteristics of a textural class based on its feel when rubbed between the fingers.

Sand is loose and single grained and will fall apart after being squeezed when dry. When sand is wet it will form a cast that falls apart after being squeezed.

Sandy loam contains mostly sand, but also some silt and clay. Individual sand grains can be felt and seen.

Silt loam has a moderate amount of the very fine grains of sand, is fine-textured and contains only a small amount of clay. A dry sample feels smooth and silky like flour or talcum powder.

Clay loam is a fine-textured soil that after working breaks up into clods or lumps that are hard to break when dry. A wet cast forms a smooth smear and is sticky when squeezed.

WATER SEDIMENTATION TEST

These tubes may also be used as sedimentation tubes for the study of turbid waters.

Fill tubes to the 50 mL line with sample water. Cap and place in the plastic rack. Leave undisturbed until all the solid material has settled.

CALCULATION

Each 0.5 mL of solid material collected is equivalent to 1% of the total volume.

LaMOTTE COMPANY
Helping People Solve Analytical Challenges™
PO Box 329 • Chestertown • Maryland • 21620 • USA
800-344-3100 • 410-778-3100 (Outside U.S.A.) • Fax 410-778-6394
Visit us on the web at www.lamotte.com

4.10

Annexe 2 : protocole expérimentale de la technique Micro Resp

Préparation des sols :

Broyer les échantillons de terre avec un mortier et les passer dans un tamis de 2 mm. Enlever les cailloux et les racines. Garder 35-50 g d'échantillon et les conserver à 4°C si ils ne sont pas immédiatement utilisés. Déterminer le taux d'humidité de chaque échantillons. Ces valeurs serviront pour la suite de la manipulation.

Préparation de l'indicateur coloré :

L'agar et l'indicateur coloré sont préparés séparément. On veut 1% d'agar lorsque l'on fait un ratio 1:2 avec l'indicateur (agar:indicateur). On peut faire sept à huit plaques si l'on prépare 150 ml. Pour préparer la solution d'indicateur coloré, il faut dissoudre les ingrédients dans 900 ml d'eau distillé puis diluer le tout dans 1000 ml et mettre dans une fiole jaugée.

Pour les ingrédients :

16,77 g de chlorure de potassium (KCl)

0,315 g de bicarbonate de sodium (NaHCO₃)

18,75 mg de rouge de Crésol

Transférer dans une bouteille et conserver dans le noir à 4°C (jusqu'à six mois environ).

Petite précision : Ne pas chauffer ou mettre l'indicateur coloré à l'autoclave à une température supérieur à 65°C. Le rouge de Crésol est jaune au départ et devient rose après l'ajout du bicarbonate de sodium.

Préparation des micro-plaques avec l'indicateur coloré

1) Préparer une solution d'agar à 3% (3g d'agar pour 100 ml) dans de l'eau distillée. Dissoudre en chauffant la solution au micro-onde (ne pas chauffer trop fort). Homogénéiser régulièrement, vérifier que le volume n'a pas changé et laisser la solution dans l'étuve à 60°C.

2) Prendre deux volume d'agar pour un volume d'indicateur coloré (ex : 5 ml d'agar = 10 ml d'indicateur coloré). Mettre dans un flacon et laisser dans l'étuve à 60°C.

3) Une fois la température des deux solutions stabilisée, mélanger les deux dans un bécher et maintenir la température à 60°C si la solution n'est pas utilisée immédiatement.

4) Prélever 150 µl de la solution et les mettre dans six puits de la microplaque à l'aide d'une pipette à huit canaux. Répéter l'opération pour toute la plaque. Garder les pipettes bien verticale afin que tout l'agar coule et que la pointe des pipettes soit propre et « vide » afin de réaliser les prélèvements suivants.

5) Garder les plaques dans le noir, à température ambiante. Les mettre dans une cloche avec un bécher d'eau et de la chaux sodée qui éliminera le CO₂. Laisser deux trois jours pour équilibrer et recouvrir de Parafilm si les plaques ne sont pas utilisées dans l'immédiat.

6) Remplacer la chaux sodée si nécessaire et conserver l'atmosphère humide de la cloche.

Organisation de la plaque

Mesurer l'absorbance à 570 nm (image 7 & 8) lorsque la plaque de détection est remplie par la solution indicatrice afin de voir si toutes les absorbances sont correctes (variation < 5%).

On peut analyser deux sols différents par plaque (quarante-huit puits par sol) avec quinze sources de carbone à tester en triplicata (ne pas oublier l'eau distillée pour calculer la respiration basale). Attention, il faut bien réfléchir à la disposition des échantillons de sol dans la microplaque car celle-ci va être retournée pour la lecture des résultats.

Remplissage de la microplaque à puits profond

Peser la plaque à puits profond vide. Ensuite remplir la plaque avec le premier échantillon de sol et peser à nouveau. Faire la même chose pour chaque échantillon de sol ajouté. Déterminer la masse de sol dans chaque puits avec ce calcul :

$$m \text{ sol/puits} = (m \text{ plaque vide} - m \text{ plaque+sol 1})/48$$

48 étant le nombre de puits dans lesquels on a mis le sol 1.

Évaluer aussi le taux d'humidité du sol (voir la partie 1. Détermination du taux d'humidité). Il faut ensuite déterminer la quantité d'eau par puits déjà présente dans l'échantillon :

$$m_{\text{eau/puits}} = (m_{\text{échantillon/puits}} * \% \text{ humidité échantillon})/100$$

Puis on calcule la quantité d'eau pour 25% d'humidité selon la quantité de sol qu'il y a en moyenne dans chaque puits :

$$m \text{ eau } 25\% \text{ humidité} = (m \text{ échantillon/puits} * 25) / 100$$

On fait ensuite la différence des deux résultats pour obtenir la quantité d'eau à ajouter pour atteindre 25% d'humidité :

$$m \text{ eau à ajouter} = m \text{ eau/puits} - m \text{ eau } 25\% \text{ humidité}$$

On fini par convertir, le résultat donné (qui est en gramme) en microlitre. Par exemple, si on doit ajouter 0,1342 g d'eau, cela équivaut à 134 μ L environ (résultats en annexe).

Après humidification des sols, la microplaque à puits profonds est pré-incubée pendant 15h environ à l'obscurité et à température ambiante afin de permettre l'évacuation du CO₂ éventuellement lié à des dégagements rapides d'origine géochimique (CO₂ d'origine abiotique, correspond au CO₂ dégagé par le sol lui-même).

Préparation des substrats

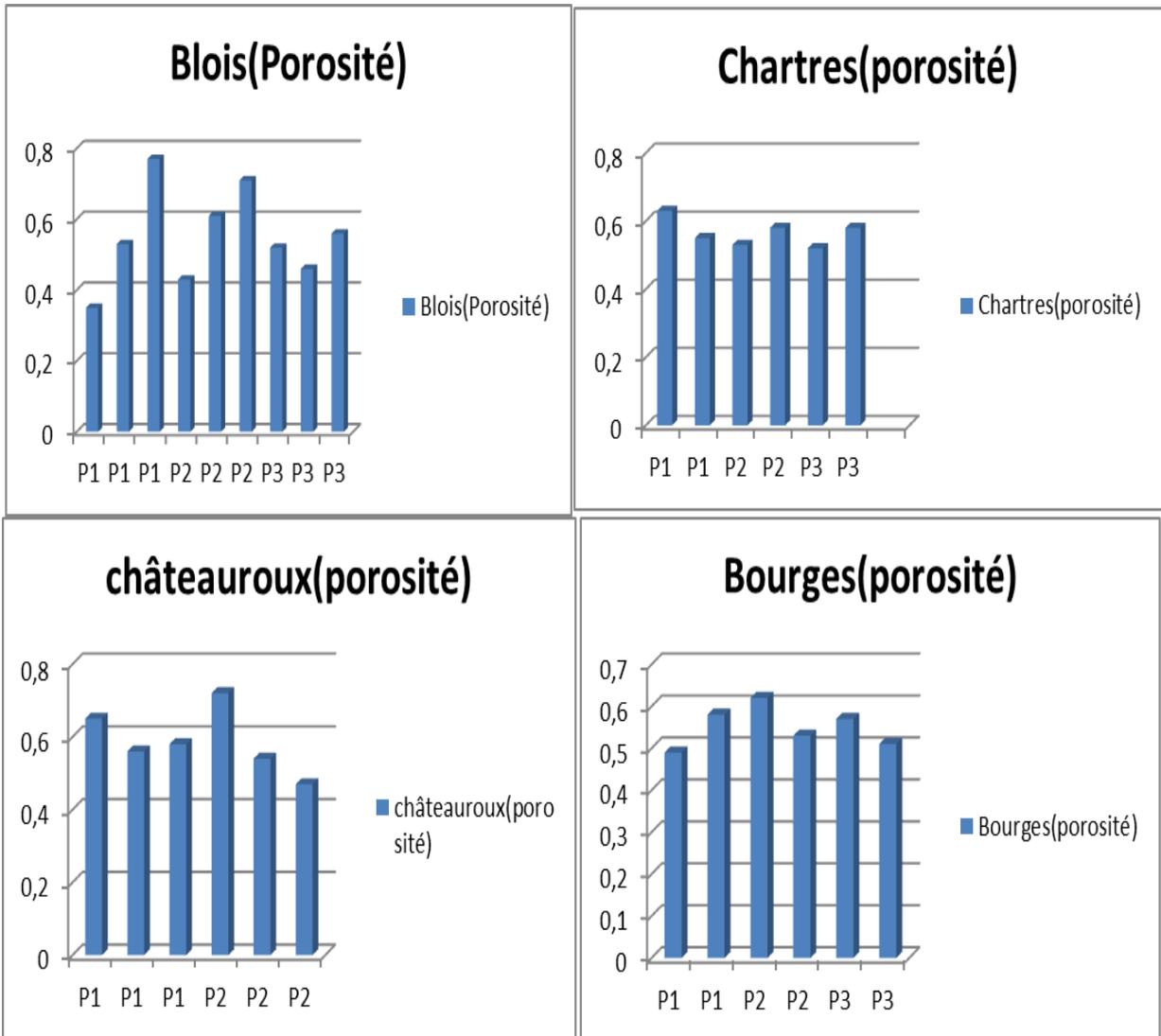
Le choix des sources de carbones est arbitraire et peut varier selon les expériences et les résultats voulus et attendus. Les substrats que nous utilisons sont présentés sur le tableau 10.

Diluez les substrats (de concentration 200g/L) au 1/2 avec de l'eau distillée. On introduit 25 μ L de chaque substrat dans les puits profonds en respectant l'ordre préalablement choisi.

Assemblage du système et lecture des résultats

La microplaque est remplie avec tous les échantillons de sols à tester (soit de 0,4 à 0,6 mg). Les échantillons ont été humidifiés et laissés environ 24h sous cloche. Les sources de carbone ont été ajoutées. Aussitôt, le joint et la microplaque de détection sont placés sur la microplaque à puits profonds. Assembler tout le système (avec les pinces) et incuber à 25°C pendant 6 heures. Faire ensuite la lecture de la plaque à 570 nm avec le spectrophotomètre (image 9). N'oubliez pas que le puits A1 devient l'absorbance A12 après la lecture de la microplaque de détection.

Annexe 3 : porosité de tous les échantillons de sol



Annexe 4 : Teneur en éléments chimiques de tous les échantillons de sol.

Dosage anions (mg/L)

	SO4--	PO4---	
1	0,671	0,231	
2	0,886	0,373	
3	0,657	0,334	
4	17,517	0,468	
5	1,371	0,161	
6	1,288	<LD	
7	1,048	0,570	
8	0,559	0,120	
9	0,608	0,264	
10	0,902	0,142	
2a	1,440	0,153	
3a	0,657	0,136	
4a	0,616	0,115	
5a	0,609	0,169	
6a	0,544	0,066	
1b	0,702	0,010	
2b	0,777	0,144	
3b	1,859	<LD	
4b	1,171	2,438	
5b	0,922	1,478	
6b	1,274	1,171	
1c	1,228	1,341	
2c	0,862	0,657	
4c	1,472	0,949	
5c	1,244	0,829	
6c	1,312	0,585	
7c	1,489	0,771	

Dosage cations (mg/L)

	Mg⁺⁺	K⁺	Ca⁺⁺
1	1,593	2,229	38,980
2	2,506	2,975	53,683
3	2,758	2,554	56,331
4	2,909	2,575	244,820
5	3,154	2,039	318,133
6	3,557	1,976	346,970
7	1,619	3,667	38,864
8	1,314	1,811	69,416
9	1,314	1,709	74,638
10	2,350	1,951	37,573
2a	1,995	1,697	36,033
3a	2,197	1,864	36,667
4a	1,928	1,765	36,573
5a	1,934	1,891	34,988
6a	2,450	2,237	37,545
1b	2,298	1,413	63,731
2b	1,606	1,289	61,528
3b	1,409	1,678	50,728
4b	2,648	2,045	136,730
5b	2,394	2,052	253,648
6b	2,580	2,189	292,853
1c	2,285	1,441	767,038
2c	1,531	0,851	784,783
4c	1,984	0,741	967,078
5c	1,815	0,627	850,265
6c	2,593	1,242	864,773
7c	2,878	1,527	936,173

Annexe 5 : taux de CO₂ dégagées par les microorganismes du sol

Taux production CO₂ (µg CO₂-C /g sol sec / h)

		Moy		Moy			
		E1	E2	E9	E10		
		Glc	7,94	9,10	Glc	12,68	6,85
		Man	6,26	7,09	Man	10,31	7,77
échantillons testés	n° échant.	Gal	5,07	6,09	Gal	8,34	4,65
Chateauroux 1	E1	Fru	7,19	7,22	Fru	12,38	3,11
Chateauroux 2	E2	Tré	6,86	7,55	Tré	10,67	2,86
Chartres 1	E9	Sac	8,18	8,89	Sac	12,58	0,16
Chartres 2	E10	GlcNAc	3,16	5,10	GlcNAc	8,56	5,00
Bourges 1	E13	Malt	6,83	7,09	Malt	11,39	6,38
Bourges 2	E14	Mann	4,40	3,65	Mann	8,80	4,94
Bourges 3	E15	Ino	4,19	2,83	Ino	9,95	4,48
Blois 1	E16	Arg	2,64	3,30	Arg	1,97	1,43
Blois 2	E17	Ala	4,68	5,43	Ala	4,84	4,02
Blois 3	E18	Pro	2,91	2,52	Pro	1,59	1,50
		Gly	4,90	6,12	Gly	6,68	3,89
		Cit	5,01	4,30	Cit	2,09	6,17

	Moy			Moy			Moy	
	E17	E18		E13	E14		E15	E16
Glc	4,88	14,71	Glc	9,02	8,01	Glc	9,35	7,27
Man	4,68	11,06	Man	6,99	5,83	Man	6,55	4,67
Gal	3,63	9,17	Gal	6,25	4,51	Gal	4,31	3,93
Fru	5,30	14,02	Fru	7,93	6,70	Fru	7,24	6,08
Tré	4,16	8,79	Tré	6,61	5,41	Tré	5,82	4,60
Sac	4,82	13,22	Sac	8,13	7,54	Sac	6,77	7,09
GlcNAc	2,72	7,60	GlcNAc	4,62	4,38	GlcNAc	2,87	4,27
Malt	5,53	13,85	Malt	7,01	5,04	Malt	6,52	5,34
Mann	0,23	7,79	Mann	4,41	4,23	Mann	4,48	3,92
Ino	3,21	10,24	Ino	4,15	4,48	Ino	5,20	4,35
Arg	2,44	3,85	Arg	2,52	2,58	Arg	1,67	2,30
Ala	2,57	7,42	Ala	3,82	4,03	Ala	3,45	3,76
Pro	2,19	4,19	Pro	1,86	2,07	Pro	1,21	3,10
Gly	3,42	9,35	Gly	4,93	5,18	Gly	4,22	4,13
Cit	4,81	8,37	Cit	4,30	3,90	Cit	4,96	5,25

