

**Université du Québec**

**Mémoire présenté à  
l'Institut national de la recherche scientifique  
(INRS-EAU)**

**comme exigence partielle  
de la  
maîtrise ès Sciences de l'eau**

**par  
Kanza Lachhab**

**Évaluation de la toxicité et du potentiel de fertilité  
des eaux de ruissellement d'origine agricole en fonction  
des pratiques culturales.**

**1997**

© droits réservés à Kanza Lachhab

## REMERCIEMENTS

Le présent travail, ne peut prétendre être l'ouvrage d'une seule personne. Tant pour le fond que pour la forme, nombreux sont ceux qui par leur compétence et leur gentillesse ont permis sa réalisation dans une ambiance dynamique. Que tous ceux-là trouvent ici l'expression de nos vifs remerciements.

Je tiens à remercier très sincèrement, feu Denis Couillard mon professeur et directeur de recherche, monsieur Marc R. Laverdière professeur en conservation des sols à l'Université Laval et mon codirecteur de thèse, pour leurs précieux conseils, leur encouragement et leur grande disponibilité. Mes remerciements vont également à messieurs Claude Théllen et Raynald Chassé du Ministère de l'environnement et la faune du Québec (MEF) pour leurs recommandations et suggestions éclairées au début de l'élaboration de ce projet.

Je désire également remercier monsieur Christian Sébastien, responsable du laboratoire du Ministère de l'environnement et de la faune du Québec, qui m'a accordé la possibilité de faire mon travail de laboratoire de façon ponctuelle. Je remercie également le personnel du laboratoire pour leur collaboration et leur aide lors des travaux pratiques.

Je remercie également le directeur de la Francophonie et tous les membres de l'Organisme pour leur soutien financier durant toute la période de mes études.

Finalement, je remercie tous mes amis et ma famille qui m'ont soutenue tout au long de mes études.

## RÉSUMÉ

Les modifications dans la qualité de l'environnement engendrées par l'usage abusif des ressources contraignent l'homme à prendre conscience de la sensibilité des écosystèmes. En particulier en milieu agricole, la surfertilisation, l'utilisation des herbicides, les pratiques culturales et le type de travail de sol (charrue, chisel, semis direct, etc.) sont de nature à influencer le niveau de contamination des eaux de ruissellement et de dégradation du sol.

Dans ce contexte, le projet en cours a pour objectif de quantifier en parcelles confinées, cultivées en maïs-grain, l'impact des fertilisants (azote, phosphore) et des herbicides sur la toxicité des eaux de ruissellement superficiel en milieu agricole. Il vise aussi l'évaluation de l'impact des pratiques culturales et du mode de travail du sol, de la nature des fertilisants et de la texture du sol sur l'environnement en milieu agricole.

L'étude expérimentale a été réalisée en parcelles situées sur quatre sols de textures différentes. Des bioessais ont été effectués sur des échantillons d'eau de ruissellement recueillis aux quatre sites, permettant de quantifier les agents stimulateurs ou inhibiteurs de la croissance des algues (azote, phosphore et résidus des herbicides) contenus dans les eaux de ruissellement.

Entre les différentes façons de travail du sol, le chisel ( $UT1=3.03$ ) s'est avéré moins dommageable que la charrue à versoirs ( $UT1=5.62$ ) et le semis direct ( $UT1=34.52$ ) au niveau de la toxicité des eaux de ruissellement. En effet, le travail avec chisel a permis un ameublissement du sol sans retournement complet de la couche arable, laissant une partie des résidus en surface ce qui permettrait l'adsorption d'une partie des substances toxiques tout en ne limitant pas l'infiltration de l'eau. L'absence de résidus organiques en surface suite au labour avec charrue à versoirs favoriserait le maximum de ruissellement. Dans ces essais, l'eau ruisselant des parcelles en semis direct, s'est avérée plus toxique que celle

ayant ruisselé suite au travail avec charrue à versoirs ou avec chisel.

Les résultats des échantillons en provenance des sites Sorel et Saint-Anicet montrent que la toxicité au temps 1, juste après l'application des engrais et des pesticides (UT1), est plus faible dans le cas de l'application de N en bande (UT1=25.03) que lorsqu'on applique N à la volée (UT1=28.95). Il importe de rappeler que dans le deuxième cas, l'azote se retrouve en position plus superficielle du sol.

La texture du sol a joué un rôle très important au niveau de la rétention des éléments toxiques en effet au site Saint-Anicet où la texture du sol est riche en argile, la toxicité au temps T1 (UT1moyenne= 0.89), cependant au site de Sorel où la texture du sol est sablonneuse la toxicité UT1 est en moyenne de 26.99.

Cette étude a permis également de constater que le test d'algue est un bon instrument d'étude dans le cas des eaux de ruissellement d'origine agricole. Par contre le test faisant intervenir la bactérie Photobactérium phosphoreum s'est montré moins sensible. Le test d'algue peut être utilisé conjointement avec les analyses chimiques. C'est un test qui est très recommandé dans le cas où la nature des produits toxiques est inconnue ou quand différentes composantes toxiques sont introduites dans le milieu à évaluer.

# TABLE DES MATIÈRES

REMERCIEMENTS.....	i
RÉSUMÉ.....	ii
TABLE DES MATIÈRES.....	iv
LISTE DES TABLEAUX.....	vii
LISTE DES FIGURES.....	ix
<b>1. INTRODUCTION.....</b>	<b>2</b>
1.1. PROBLÉMATIQUE.....	2
1.2. OBJECTIFS.....	3
<b>2. REVUE DE LITTÉRATURE.....</b>	<b>6</b>
2.1. INTRODUCTION.....	6
2.2. CONTAMINATION DES EAUX DE SURFACE PAR LES ENGRAIS.....	7
2.3. CONTAMINATION DES EAUX DE SURFACE PAR LES PESTICIDES.....	8
2.3.1. PESTICIDES UTILISÉS DANS LA RÉALISATION DE CE TRAVAIL.....	10
2.3.1.1. L'ATRAZINE ET LE MÉTHOLACHLORE.....	11
2.3.1.2. TROPOTOX.....	12
2.3.2. LES PROCESSUS D'ATTÉNUATION DES HERBICIDES.....	13
2.3.3. L'INFLUENCE DES PROPRIÉTÉS DU MILIEU SUR LE DEVENIR DES PESTICIDES.....	15
2.4. EFFET DU TRAVAIL DU SOL SUR LA CONTAMINATION DES EAUX DE RUISSELLEMENT.....	15
2.5. CARACTÉRISTIQUES DU SOL ET COMPORTEMENT DES CONTAMINANTS.....	18
2.6. INFLUENCE DU CARBONE ORGANIQUE DISSOUS SUR LA CONTAMINATION DES EAUX DE RUISSELLEMENT EN MILIEU AGRICOLE.....	20

2.7. LES BIOESSAIS.....	22
2.7.1. DÉTERMINATION DE LA TOXICITÉ AVEC LA BACTÉRIE BIOLUMINESCENTE <u>PHOTOBACTERIUM PHOSPHOREUM</u> (TEST MICROTOX).....	22
2.7.2. DÉTERMINATION DE LA TOXICITÉ D'INHIBITION DE LA CROISSANCE CHEZ L'ALGUE <u>SELENASTRUM</u> <u>CAPRICORNUTUM</u> .....	23
2.7.2.1. CHOIX DE L'ORGANISME.....	24
2.8. POTENTIEL DE FERTILITÉ (P.F).....	25
<b>3. MATÉRIEL ET MÉTHODES.....</b>	<b>28</b>
3.1. SITES DE SAINT-LAMBERT ET DESCHAMBAULT.....	28
3.2. SITES DE SOREL ET SAINT-ANICET.....	35
3.3. PRÉLÈVEMENT ET CONSERVATION DES ÉCHANTILLONS.....	39
3.4. DÉTERMINATION DE LA TOXICITÉ AVEC LA BACTÉRIE BIOLUMINESCENTE <u>PHOTOBACTERIUM PHOSPHOREUM</u> (TEST MICROTOX).....	39
3.4.1. ORGANISMES BIOLOGIQUES ET RECONSTITUTION DU RÉACTIF.....	40
3.4.2. PRÉPARATION DE L'ÉCHANTILLON.....	40
3.4.3. PROCÉDURE EXPÉRIMENTALE DU TEST MICROTOX.....	40
3.4.3.1. CALCUL ET EXPRESSION DES RÉSULTATS.....	42
3.5. DÉTERMINATION DE LA TOXICITÉ D'INHIBITION DE CROISSANCE CHEZ L'ALGUE <u>S. CAPRICORNUTUM</u> .....	44
3.5.1. PRÉPARATION DU TEST DE TOXICITÉ AVEC L'ALGUE <u>S. CAPRICORNUTUM</u> .....	45
3.5.1.1. LE CONCENTRÉ NUTRITIF POUR ENRICHIR LES ÉCHANTILLONS D'EAU.....	46

3.5.1.2. PROCÉDURE EXPÉRIMENTALE DU TEST D'ALGUE.....	48
3.5.1.3. CALCULS ET EXPRESSION DES RÉSULTATS.....	50
3.6. POTENTIEL DE FERTILITÉ (P.F.).....	52
3.6.1. PROCÉDURE EXPÉRIMENTALE DU POTENTIEL DE FERTILITÉ.....	53
3.6.1.1. PRÉPARATION DES ÉCHANTILLONS.....	53
3.6.1.2. CALCUL ET EXPRESSION DES RÉSULTATS.....	54
3.7. TRAITEMENT STATISTIQUE DES DONNÉES.....	55
<b>4. RÉSULTATS ET DISCUSSIONS.....</b>	<b>58</b>
4.1. RÉSULTATS DES ÉCHANTILLONS D'EAU EN PROVENANCE DES SITES SAINT-LAMBERT ET DESCHAMBAULT.....	58
4.1.1. RÉSULTATS DU TEST MICROTOX (ANNEXE I).....	59
4.1.2. RÉSULTATS DU TEST D'ALGUES (ANNEXE II).....	61
4.1.3. COMPARAISON DES DIFFÉRENTS TRAITEMENTS UTILISÉS DANS CE TRAVAIL.....	62
4.1.3.1. EFFETS DE LA FUMURE.....	63
4.1.3.2. EFFETS DU TRAVAIL DU SOL.....	64
4.1.4. RÉSULTATS DU TEST DE POTENTIEL DE FERTILITÉ (ANNEXE III).....	65
4.2. RÉSULTATS DES ÉCHANTILLONS D'EAU EN PROVENANCE DES SITES DE SOREL ET SAINT-ANICET.....	67
4.2.1. RÉSULTATS DU TEST MICROTOX (ANNEXE I).....	68
4.2.2. RÉSULTATS DU TEST D'ALGUES (ANNEXE II).....	70
4.2.3. COMPARAISON DES DIFFERENTS TRAITEMENTS UTILISÉS DANS CE TRAVAIL.....	71

4.2.4. RÉSULTATS DU TEST DE POTENTIEL DE FERTILITÉ (ANNEXE III).....	74
4.3. RÉSULTATS DE LA CONDUCTIVITÉ ET DU pH (ANNEXE IV).....	76
<b>5. CONCLUSIONS ET RECOMMANDATIONS.....</b>	<b>80</b>
<b>6. BIBLIOGRAPHIE.....</b>	<b>84</b>
<b>7. ANNEXES.....</b>	<b>92</b>

## LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1:	Les propriétés physico-chimiques du MPCA et MPCB.....	13
Tableau 2:	Quantités de fertilisants utilisés aux sites Saint-Lambert, Deschambault, Sorel, Saint-Anicet.....	36
Tableau 3:	Les gammes de dilutions pour les facteurs 0.5, 0.6, 0.85 test d'algue.....	44
Tableau 4:	Les conditions d'incubation et les paramètres du test d'algue.....	45
Tableau 5:	Solutions concentrées d'éléments nutritifs pour enrichir les échantillons..	47
Tableau 6:	Préparation des réactifs utilisés dans le test d'algue.....	48
Tableau 7:	Classification des unités toxiques (U.T.).....	51
Tableau 8:	Les conditions d'incubation et les paramètres du test de potentiel de fertilité.....	53
Tableau 9:	Indices d'enrichissement des milieux aquatiques déterminés par le potentiel de fertilité.....	55
Tableau 10:	Résultats du test de toxicité Microtox au temps T0, T1, T2 site Saint-Lambert.....	59
Tableau 11:	Résultats du test de toxicité Microtox au temps T0, T1, T2 pour le site Deschambault.....	60
Tableau 12:	Résultat du test de toxicité avec l'algue <i>S. capricornutum</i> pour le site Saint-Lambert.....	61
Tableau 13:	Les résultats du test de toxicité avec l'algue <i>S. capricornutum</i> (Site Deschambault).....	62
Tableau 14:	Les résultats du potentiel de fertilité au temps T0, T1, T2 (Site Saint-Lambert).....	66
Tableau 15:	Résultats du potentiel de fertilité aux temps T0, T1 et T2 (Site Deschambault).....	67
Tableau 16:	Résultats du test de toxicité Microtox aux temps T1, T2 (Site Sorel).....	68

Tableau 17:	Résultats du test de toxicité Microtox aux temps T1, T2 (Site Saint-Anicet).....	69
Tableau 18:	Les résultats du test de toxicité avec l'algue <u>S. Capricornutum</u> (Site Sorel).....	70
Tableau 19:	Les résultats du test de toxicité avec l'algue <u>S. Capricornutum</u> (Site Saint-Anicet).....	71
Tableau 20:	Résultats du potentiel de fertilité aux temps T1 et T2 (Site Sorel).....	73
Tableau 21:	Résultats du potentiel de fertilité aux temps T1 et T2 (Site Saint-Anicet).....	74

## LISTE DES FIGURES

Figure 1:	Travail du sol avec charrue à versoirs.....	17
Figure 2:	Travail du sol avec un chisel.....	18
Figure 3:	Dispositif expérimental en factoriel des parcelles au site Saint-Lambert....	30
Figure 4:	Dispositif expérimental en factoriel des parcelles pour le site Deschambault.....	31
Figure 5:	Dispositif sur le terrain pour délimiter les parcelles.....	33
Figure 6:	Système de collecte des eaux de ruissellement.....	34
Figure 7:	Dispositif expérimental en tiroirs des parcelles pour le site André Allard (Sorel).....	37
Figure 8:	Dispositif expérimental en tiroirs des parcelles pour le site P. E. Caza (Saint-Anicet).....	38
Figure 9:	Disposition des 15 puits de l'appareil Microtox.....	41
Figure 10:	Évolution de la toxicité en fonction du type d'engrais appliqué et du temps de prélèvement pour le site Saint-Lambert.....	64
Figure 11:	Évolution de la toxicité en fonction du type de travail du sol et du temps de prélèvement pour le site Saint-Lambert.....	65
Figure 12:	Évolution de la toxicité en fonction du type d'application de l'azote aux temps de prélèvement T1 et T2 pour le site Sorel.....	71
Figure 13:	Évolution de la toxicité en fonction du type de travail du sol aux temps de prélèvement T1 et T2 pour le site Sorel.....	72
Figure 14:	Évolution de la conductivité en fonction du type de traitements du sol et du temps de prélèvement pour le site Saint-Lambert.....	75
Figure 15:	Évolution de la conductivité en fonction du type de traitements du sol et du temps de prélèvement pour le site Sorel.....	78

# **CHAPITRE 1**

## **Introduction**

# 1. INTRODUCTION

## 1.1. Problématique

Au Québec, la qualité des eaux de ruissellement ou souterraine en milieu agricole ne cesse de se détériorer. En effet, une grande partie des fertilisants (organiques ou minéraux) utilisés dans la production agricole n'est pas récupérée par les cultures et devient susceptible de migrer vers les eaux superficielles (Schlindler, 1977; Sharpley *et al.*, 1994) ou souterraines (Kuo et Baker, 1982). La méconnaissance de la valeur fertilisante des fumiers et des lisiers ainsi que les apports souvent massifs dans certaines régions du Québec sont à l'origine de la surfertilisation qui constitue une source de contamination des eaux et de dégradation des sols en milieu agricole (Couillard et Li, 1993; Gangbazo *et al.*, 1993). De plus, l'utilisation des pesticides, dans un objectif agronomique, contre les mauvaises herbes et les insectes, contribue aussi à détériorer la qualité des eaux de ruissellement en milieu agricole.

Les pratiques culturales ont généralement une influence sur le ruissellement superficiel et les pertes totales d'éléments nutritifs: les cultures à grand interligne comme le maïs sont particulièrement vulnérables à ce phénomène et sont plus exposées à l'érosion et au ruissellement. De plus, des quantités importantes d'intrants qui sont apportées en prévision de leur production se traduisent par des reliquats dans le sol en fin de saison. La culture intercalaire est un moyen de diminuer les pertes de sol et le ruissellement des nutriments. Elle permet aussi de capter les éléments nutritifs laissés au sol par la culture principale.

La culture du maïs qui fait appel à des quantités importantes de fertilisants et de pesticides, utilisés en combinaison avec des pratiques culturales intensives, est à l'origine de pertes importantes d'azote et de phosphore. Le type de travail de sol (charrue, chisel, semis direct, etc.) pratiqué dans cette culture pourra aussi influencer le niveau de toxicité des eaux de ruissellement.

## 1.2. Objectifs.

Aucune étude publiée ne semble avoir porté sur les effets stimulateurs ou inhibiteurs des eaux de ruissellement en provenance du milieu agricole sur des organismes aquatiques. Des analyses chimiques sont souvent utilisées, cependant cette approche ne met pas en évidence les interactions antagonistes et synergiques des ligands organiques et inorganiques. Par contre, l'utilisation d'indicateurs biologiques permet d'obtenir une estimation des niveaux de fertilité et de toxicité des eaux de ruissellement.

Dans une perspective de développement durable dans le domaine de l'agriculture et de l'environnement, la présente étude a pour objectif d'évaluer l'impact des fertilisants (azote, phosphore), des pesticides utilisés en milieu agricole, des pratiques culturales, des modes de travail du sol, de la nature des fertilisants (organique ou minérale) et de la texture du sol sur la toxicité des eaux de ruissellement superficiel en milieu agricole à l'aide de bioessais. Des recommandations pourraient éventuellement découler de ce genre d'étude concernant les pratiques culturales et le mode de travail de sol susceptibles d'accroître la protection de l'environnement sans affecter le rendement des cultures.

L'étude a été réalisée à quatre sites expérimentaux présentant une pente inférieure à 5%. Les sites de Saint-Lambert et de Deschambault sont situés sur les stations de recherche du MAPAQ, les deux autres sites (Sorel et Saint-Anicet) sont situés au nord-est et sud-ouest de Montréal chez des cultivateurs. Les textures de sol considérées sont: un loam limono-argileux à Saint-Lambert, un loam sableux à Deschambault, un loam à loam sableux à Sorel et un loam argileux à argile limoneuse à Saint-Anicet.

A tous les sites, les parcelles reçoivent un engrais minéral au semis et sont fertilisées en post-levée avec des engrais minéraux ou organiques. Les herbicides utilisés principalement sont l'atrazine et le tropotox, ce dernier a été utilisé dans le cas des parcelles avec culture intercalaire de trèfle rouge et de fléole.

Des bioessais ainsi que des mesures de P. F (potentiel de fertilité) ont été effectués sur les eaux de ruissellement recueillies. Ils devraient permettre de quantifier les effets des contaminants (azote, phosphore et résidus d'herbicides) comme agents stimulateurs ou inhibiteurs au niveau de la croissance des algues.

Les bioessais réalisés sont:

- Des tests de toxicité avec la bactérie Photobacterium phosphoreum (Microtox),
- Des tests de toxicité avec l'algue Selenastrum capricornutum,
- Et le potentiel de fertilité.

Des analyses physico-chimiques (pH et conductivité) sont aussi réalisées sur les suspensions avant et après chaque test de toxicité.

Ces mesures devraient permettre de faire le suivi de la contamination des eaux de ruissellement en milieu agricole en fonction des systèmes culturaux. Des rapports d'étape (Laverdière et al, 1995) incluant une caractérisation chimique et physique des eaux de ruissellement sont disponibles pour 1994, première année des projets. Les bioessais sont réalisés pour une première fois en 1995 en vue de vérifier le potentiel de ces approches pour évaluer la qualité de l'eau ruisselée.

Des recommandations pourraient éventuellement découler de ce genre d'étude concernant les pratiques culturales et le mode de travail du sol susceptibles d'accroître la protection de l'environnement sans affecter le rendement des cultures.

## **CHAPITRE 2**

### **Revue de littérature**

## 2. REVUE DE LITTÉRATURE

### 2.1. Introduction

Au Québec, une dégradation des eaux de surface et souterraine a été observée depuis quelques années. Cette détérioration de la qualité des eaux résulte en grande partie à l'utilisation abusive des herbicides et pesticides et des engrais minéraux et organiques. L'évolution des systèmes de culture dans le milieu agricole se caractérise généralement par une intensification de la production. Cette agriculture trop intensive, qui permet un bon rendement en produits agricoles, affecte la qualité des sols et des milieux aquatiques environnants. De plus l'érosion, le compactage, l'acidification et la perte en éléments nutritifs et en matière organique vers les eaux de surface et souterraines constituent les formes les plus fréquentes de dégradation des sols. Ces problèmes sont à l'origine de rendements plus faibles des cultures et poussent les agriculteurs à utiliser des quantités plus importantes d'engrais et de pesticide (au Québec plus de 2500 tonnes de matière active sont introduites dans l'environnement chaque année).

L'entraînement des matières nutritives (azote et en phosphore) dans les cours d'eau provoque une surproduction de la flore aquatique, causant ainsi leur eutrophisation accélérée.

Plusieurs variables sont associées au transport des éléments nutritifs vers les cours d'eau à la suite de l'épandage ou de leur application. Crane et al., (1981) citent le type de déjections animales, leur composition, le mode et le taux d'épandage, le type de sol, sa teneur en eau à ce moment et sa topographie, l'état de la couverture végétale et les conditions climatiques.

L'utilisation croissante des pesticides et leur présence en concentrations non négligeables au-delà de leur site d'application, inquiète les différents intervenants du milieu environnemental. Leur emploi peut affecter diverses espèces végétales et il est possible de

les retrouver dans les différents compartiments de l'écosystème suite à leur application. Les pesticides ont souvent été identifiés dans les couches plus au moins profondes du sol de sorte qu'il peuvent se retrouver dans les eaux de ruissellement ou de drainage. En Ontario, dans le bassin des Grands-Lacs, le ruissellement contribue à 60% à des apports de pesticides dans les eaux de surface (Frank et al., 1979).

Les herbicides utilisés en agriculture sont des substances toxiques. Bien qu'ils soient très importants pour lutter contre les ennemis des cultures, ils présentent de nombreux risques au niveau de la santé des utilisateurs et des consommateurs ainsi que de l'environnement. La qualité de l'eau de surface est donc liée en partie à une bonne gestion des sols agricoles ainsi qu'à une diminution de la quantité d'herbicides utilisée. Pour évaluer le potentiel de contamination des eaux de surface en milieu agricole, il est important de comprendre l'influence des différents facteurs qui interagissent entre eux dans le milieu. Parmi ces facteurs on retrouve les engrais et pesticides appliqués, les caractéristiques et le mode de travail du sol utilisé.

## **2.2. Contamination des eaux de surface par les engrais**

L'utilisation intensive des engrais minéraux permet un bon rendement des cultures, mais elle est aussi susceptible d'influencer la qualité des sols et des milieux aquatiques environnants si les besoins des cultures sont largement dépassés. L'épandage des engrais organiques sur un champ agricole pourra modifier la composition du sol et aussi influencer les caractéristiques des eaux de drainage et même celle des cours d'eau avoisinants. Les engrais organiques ont aussi un effet eutrophisant et l'épandage de ces derniers se traduit par un effet différent selon le type de sol.

L'entraînement des matières nutritives dans les cours d'eau pose des problèmes pour l'environnement; en effet, l'excès en ~~azote~~ azote et en phosphore provoque une surproduction de la flore aquatique. Ainsi, il se produit une augmentation des macrophytes, des algues préphytiques et planctoniques dans les zones littorales et pélagiques (Vollenweider, 1968;

Couillard et Trudel, 1981), provoquant ainsi une eutrophisation accélérée des cours d'eau (Bouchard, 1986; Campbell, 1988).

En milieu agricole, une partie importante des fertilisants utilisés est d'origine organique (fumier et lisier) en raison de leur disponibilité et de leur richesse en éléments nutritifs et aussi afin de permettre une meilleure gestion des quantités importantes produites. Le lisier utilisé pour la fertilisation des sols agricoles est formé principalement d'eau (92% à 97% en moyenne selon sa provenance), de nourriture non digérée ainsi que des fibres cellulosiques qui ont échappé à l'action des bactéries. La teneur élevée en matière organique de ces sous-produits agricoles requiert une quantité importante d'oxygène pour assurer sa décomposition. En moyenne 75% de l'azote, 80% du phosphore et 87% du potassium contenus dans l'alimentation animale ne sont pas utilisés (Taiganides et Hazen, 1966; Azevedo et Stout, 1974; Brady, 1974), ce qui correspond par tonne de lisier frais à 6,4 kg d'azote, 1,4 kg de phosphore et 2,9 kg de potassium (Couture et Visser, 1978). La partie organique représentée par les solides totaux volatils est évaluée à 83% des solides totaux et correspond à 14 000 mg/L de carbone organique total (COT). Ceci implique un potentiel de pollution énorme si les fumiers utilisés sur les sols n'étaient pas dégradés en CO<sub>2</sub> et en humus par les micro-organismes. L'azote est présent principalement sous forme ammoniacale et organique, les nitrates étant relativement peu importants alors qu'une forte proportion du phosphore (75-85%) est inorganique.

Le fumier contient également d'autres éléments majeurs tels le calcium, le sodium, le magnésium et le soufre, ainsi que des oligo-éléments comme le cuivre, le zinc, le bore, le manganèse.

### **2.3. Contamination des eaux de surface par les pesticides**

La contamination environnementale est perçue comme un problème découlant de l'application des pesticides utilisés en agriculture, horticulture, foresterie, sans oublier leur utilisation au niveau des abords des réseaux routiers et ferroviaires. Le terme pesticide est

utilisé pour les produits chimiques qui sont appliqués pour contrôler et/ou éliminer les insectes, les mauvaises herbes et certains pathogènes.

Les pesticides sont divisés en herbicides, insecticides, fongicides, acaricides, nématocides, etc. Une centaine de composés différents sont utilisés comme des pesticides. Certains de ces produits présentent des degrés élevés de toxicité particulièrement lorsqu'ils sont peu dégradables et que leur persistance dans l'environnement pose un problème. Des résidus de pesticides ont été trouvés dans différents échantillons d'eau et de sol plusieurs années après l'arrêt des applications.

La qualité des eaux de surface et souterraines est affectée par les activités agricoles. Le ruissellement en milieu agricole est responsable d'une partie importante de la pollution diffuse. En conditions agricoles, Ritter (1986) rapporte que les sources de pollution diffuse proviennent de l'érosion des sols, du transport et de la redéposition des effluents d'élevage, des fertilisants, des pesticides et des rejets des eaux d'irrigation. Les herbicides appliqués au champ peuvent se retrouver dans les cours d'eau suite au ruissellement avant d'être complètement dégradés; ils sont parmi les sources importantes de contamination diffuse et constituent un danger pour la qualité de l'eau.

La détection, dans les eaux de surface, de concentrations significatives et parfois croissantes exige un contrôle des sources de contamination. Au Québec, plusieurs études ont montré la présence d'herbicides dans le fleuve Saint-Laurent et ses tributaires (Environnement Canada, 1987). Entre 1980 et 1991, des échantillons d'eau des rivières situées dans des régions de culture intensive (Yamaska, Embusqué, Saint-François, Richelieu, Châteauguy, l'Assomption, la Tortue) ont montré la présence de pesticides tels que l'atrazine, le diazinon, etc. à des doses qui dépassent les seuils de tolérance pour la qualité des eaux, signalant que les normes de protection de la vie aquatique (pour l'atrazine le seuil est de 0,2 µg/L, et de 0.08 µg/L pour le diazinon).

Au Québec l'agriculture est un utilisateur important de pesticides avec 81.2% des ventes

d'ingrédients actifs. 61.2% des ingrédients actifs (de 3 à  $3.5 \cdot 10^6$  kg) sont vendus comme herbicides, 17.4% comme fongicides, 9.9% sous formes d'huiles minérales et 5.9% sous formes d'insecticides (Lecomte et al, 1996).

Pour contrôler les apports et le pouvoir contaminant des herbicides vers les eaux de surface, il est nécessaire de bien comprendre les mécanismes de persistance et de mobilité des herbicides dans le sol. Ceux-ci sont généralement contrôlés par les processus suivants: la volatilisation, la photo-décomposition, les dégradations microbienne et abiotique, l'adsorption, le transport par ruissellement et l'infiltration.

La vitesse d'atténuation des herbicides dépend des propriétés physico-chimiques de l'herbicide en question et des facteurs environnementaux et agricoles comme:

- Le type de sol et l'activité microbiologique du sol
- Les pratiques agricoles de conservation du sol
- Les quantités et les types d'herbicides et de fertilisants appliqués
- Le mode d'application des herbicides
- La durée et l'intensité des précipitations
- Le délai entre l'application de l'herbicide et le premier événement pluvial
- La température et l'ensoleillement.

### **2.3.1. Pesticides utilisés dans le cadre de ce travail**

Dans une agriculture intensive, divers moyens de lutte tant préventifs que curatifs sont utilisés pour accroître la qualité des récoltes et assurer un bon rendement. Ceci doit être fait en minimisant leur impact sur l'environnement. En conséquences, il faut assurer une meilleure gestion de ces substances et l'adoption de moyens et de stratégies de lutte rentables et sécuritaires. Une utilisation rationnelle et sécuritaire s'impose pour éliminer et /ou minimiser les risques pour l'environnement, la faune, la flore et l'homme et ainsi leur conserver leur place comme outil efficace de lutte contre les mauvaises herbes et les

insectes. La protection de l'environnement et la rentabilité des récoltes sont indissociables et on doit chercher un équilibre. Une gestion de l'utilisation des pesticides permet une diminution des coûts de production et minimise les risques de contamination des eaux en milieu agricole.

### *2.3.1.1. L'atrazine et le métholachlore*

L'atrazine [(2-chloro-4-éthylamino-6-isopropylamino-1-2-5-triazine)] est l'herbicide le plus utilisé pour la culture du maïs au Canada pour contrôler les mauvaises herbes (Environnement Canada 1990). L'atrazine est classée parmi les cinq plus importants pesticides utilisés au Canada, avec approximativement un total de 2 millions de kg de matière active particulièrement pour la culture du maïs au Québec et en Ontario (Trotter *et al.* 1990). L'atrazine est un produit chimique dont la solubilité à 20°C est de 30 mg/L. Des études effectuées sur le potentiel contaminant de l'atrazine des eaux souterraines, ont montré que ces dernières avaient un potentiel de filtration relativement élevé (McRae 1989). L'atrazine peut persister longtemps dans le sol en fonction du type de sol et de sa composition, du pH, de la température, de l'humidité et de son activité microbiologique (Frank et Sirons, 1985). À cela s'ajoute les caractéristiques de l'atrazine en regard à divers processus tels l'hydrolyse, l'adsorption, la volatilisation et la photodégradation (Trotter *et al.* 1990).

La présence de l'atrazine comme contaminant important de l'eau en région agricole, sa persistance et sa toxicité montrent l'intérêt fait aux des bioessais. L'atrazine est un produit stable en milieu neutre (Environnement Canada, 1990). Elle peut être modifiée par la photodégradation qui se produit généralement dans les premiers centimètres du sol et dépend beaucoup du mode d'application de l'herbicide.

Le principal mode d'action de l'atrazine semble être le blocage de la photosynthèse dans le sol, l'atrazine diminue aussi les populations de bactéries et d'algues ainsi que leur activité (Environnement Canada, 1990). En milieu aquatique, elle inhibe la croissance de la flore à

des concentrations variant entre 60 et 1040 µg/L selon les espèces végétales. La valeur de la CL50 (96 heures) de l'atrazine (la concentration conduisant au décès de la moitié des individus d'une population donnée après 96 heures) est de 4,5 mg/L pour les poissons et elle est de 3 mg/kg pour les mammifères (Bailey *et al.*; 1974). Au Canada, la concentration maximale permise pour l'atrazine dans l'eau potable est 60 µg/L. Aux États-Unis, l'EPA recommande une concentration maximale de 3,4 µg/L pour la consommation pendant une vie entière (U.S. EPA, 1987). Il y a des sous-produits de l'atrazine comme le déisopropylatrazine, qui même s'ils se trouvent dans le sol et dans l'eau de ruissellement à des concentrations inférieures à celle de l'atrazine, peuvent y demeurer très longtemps sous la forme de résidus et être relargués dans l'eau beaucoup plus tard.

L'atrazine et le métholachlore peuvent être transformés par hydrolyse. Pour l'atrazine, l'hydrolyse constitue un mécanisme rapide d'atténuation (Goswami et Green, 1971). Par contre, pour le métholachlore, le phénomène est très long. L'hydrolyse de l'atrazine est une réaction abiotique qui peut être catalysée par la présence d'enzymes, par le pH, par la matière organique naturelle (Environnement Canada, 1987), par la température ou par le contenu en eau du sol. La matière organique présente dans le sol favorise l'hydrolyse de plusieurs substances organiques de synthèse (pesticides). La nature du sol peut influencer le comportement de ces substances. En effet, les argiles peuvent agir comme support pour les catalyseurs métalliques naturels de cuivre et d'aluminium (Mortland et Raman 1967).

#### *2.3.1.2. Tropolox*

Le tropolox, produit obtenu par le mélange du MCPA et du MCPB (Tableau 1) est utilisé dans les cultures intercalaires conjointement avec le maïs et il est moins toxique que l'atrazine. Certaines plantes comme la fléole et le trèfle rouge peuvent résister à des apports de ce pesticide lorsque les doses et les stades d'application sont respectés.

**Tableau 1: Les propriétés physico-chimiques du MCPA et MCPB.**

MCPA	MCPB
<p>La formule chimique (4-chloro-2-méthylphénoxy) acide acétique.</p> <p>C'est un produit facilement soluble dans des solvants organiques.</p> <p>Sa stabilité dans le sol DT50 est inférieure à 7 jours après l'application.</p> <p>m . p. 118-119°C</p> <p>m . P. 0,2 mpa.(21°C).</p> <p>Solubilité à température ambiante 825mg/L</p>	<p>La formule chimique est C<sub>11</sub>H<sub>13</sub>ClO<sub>3</sub>(4-(4-chloro-2-méthylphénoxy) acide acétique.</p> <p>Sa solubilité est de 44 mg/L.</p> <p>Sa stabilité dans le sol DT50 est inférieure à 6 jours.</p>

### 2.3.2. Les processus d'atténuation

Sous ce terme, nous incluons de nombreux processus chimiques et biologiques qui ont comme conséquence commune la transformation du pesticide en un autre produit. Les herbicides appliqués au sol subissent des changements qui se produisent sous forme de dissipation ou de transformation. Les concentrations retrouvées dans les eaux de ruissellement et de surface sont influencées par des processus physiques, chimiques et biologiques. Ces processus se déroulent dans le sol, mais aussi dans l'eau et dans l'air. Parmi les processus d'atténuation qui agissent sur la persistance et la mobilité des composés, on trouve: la photodécomposition, les dégradations microbienne et abiotique, la

volatilisation, l'adsorption et le transport par ruissellement ou par infiltration. Les propriétés physico-chimiques du produit utilisé sont en partie responsables de l'importance et de la vitesse relative de chacun de ces processus d'atténuation.

Des facteurs environnementaux et agricoles comme la durée et l'intensité des précipitations, le délai entre l'application des engrais et le premier événement pluvial qui a donné suffisamment de ruissellement, la température, l'ensoleillement, le type de sol, l'activité microbienne du sol, la quantité et le type d'engrais appliqués, le mode d'application de ces derniers (incorporation, post-levée, etc.) et le type de pratique agricole de conservation du sol influencent les processus d'atténuation.

La dégradation des pesticides à travers le métabolisme des micro-organismes est le mécanisme primaire de transformation biologique. Ces organismes peuvent proliférer rapidement dans différents types de sol et ils possèdent un potentiel élevé d'adaptation et de dégradation de composés organiques de synthèse.

La température a un effet direct sur les réactions biologiques; elle permet d'augmenter la croissance des populations microbiennes ainsi que la vitesse de dégradation du substrat (McCormick et Hiltbold, 1966). Le contenu en eau du sol a également une influence sur la biodégradation (LeBaron, 1970); en effet, la biodégradation est moins rapide dans un sol sec vu la croissance limitée des micro-organismes.

Dans les eaux de ruissellement, les concentrations en herbicides sont également affectées par des phénomènes d'adsorption et de désorption, qui se produisent dans le sol. L'adsorption étant l'accumulation d'un composé chimique à une interface, dans le cas des herbicides, l'interface est représentée par l'interface liquide-solide. La phase solide agit comme milieu adsorbant des herbicides.

Plusieurs caractéristiques influencent l'adsorption des herbicides dans le sol. Parmi celles-ci, les propriétés chimiques des composés influencent leur comportement dans le sol.

Certains paramètres édaphiques du sol influencent également l'adsorption des herbicides, telles les teneurs en matière organique et en argile, leur capacité d'échange cationique, de même que le pH, la température et les pratiques agricoles (Chesters et al.; 1989). Ainsi pour l'atrazine, en présence de sédiments, un temps de 3-6 min. serait suffisant pour atteindre 75% de son équilibre.

### **2.3.3. L'influence des propriétés du milieu sur le devenir des pesticides**

Le pH est un facteur que l'on considère généralement très important dans l'adsorption des pesticides. Le comportement des pesticides acides et faiblement basiques ainsi que les constantes de dissociation des groupements fonctionnels présents dans les molécules humiques varient avec le pH.

Les argiles peuvent aussi adsorber les pesticides par les forces de London-Van der Waals, les liaisons hydrogène, les liaisons électrostatiques et les liaisons de coordination.

D'autres facteurs microclimatiques peuvent influencer l'adsorption des pesticides; les plus importants sont la température et l'humidité. À cause des diverses propriétés physiques et chimiques des pesticides, les effets du climat varieront en fonction du pesticide étudié.

### **2.4. Effet du travail du sol sur la contamination des eaux de ruissellement**

Certaines pratiques agricoles entraînent une augmentation des quantités importantes de nutriments dans les eaux de surface. Les taux d'épandage excessifs augmentent les quantités d'azote et de phosphore susceptibles de se retrouver dans les eaux de ruissellement et de drainage. Néanmoins, le lessivage des éléments nutritifs diminue avec le temps suivant le mode d'épandage (Westerman et Overcash, 1981). L'incorporation des engrais aurait tendance à diminuer la contamination dans l'eau de ruissellement.

L'érosion des sols et l'infiltration de l'eau sont directement affectées par le type de travail de sol et par la quantité de résidus en provenance des cultures précédentes et maintenus à la surface du sol (Moore, 1981). Pour minimiser l'érosion et maximiser l'infiltration, les façons culturales réduites sont souvent utilisées; en effet, le travail du sol réduit au minimum permet d'une part de créer un environnement favorable à la croissance des plantes et retarde l'épuisement du sol. Il permet aussi une augmentation du contenu en matière organique dans la couche superficielle du sol en maintenant les résidus de la culture précédente à sa surface. La matière organique joue un rôle très important dans la stabilisation de la structure des sols; elle permet l'augmentation de la capacité de rétention en eau et en éléments nutritifs du sol (Leblanc, 1989).

Les pratiques culturales de conservation consistent toute combinaison de façons culturales qui permettent le maintien en surface du sol d'au moins 30% de couverture par les résidus en provenance de la culture précédente, après le semis.

Le labour conventionnel avec une charrue à versoirs (Figure 1) suivi de passages de vibroculteur, laisse moins de 5% de couverture par les résidus. Par contre le semis direct laisse plus de 75% de couverture à partir des résidus. Le travail de préparation de sol avec un chisel (Figure 2) ou charrue à disques déportés, accompagné d'un passage de vibroculteur ainsi que le billonnage laissent des couvertures intermédiaires.

Figure 1: Travail du sol avec une charrue à versoirs



**Figure 2: Travail du sol avec un chisel**



## **2.5. Caractéristiques du sol et comportement face aux contaminants**

Le sol est un milieu vivant qui présente une texture variable et une porosité qui lui permet d'assurer la rétention de l'eau nécessaire à la croissance des plantes, la solubilisation des nutriments apportés par la fertilisation organique ou minérale, ainsi que l'aération du milieu. Le sol présente donc des caractéristiques qui peuvent se détériorer suite à une agriculture intensive (travaux répétés ou effectués dans des conditions inappropriées, utilisation excessive d'engrais et de pesticides, etc.). C'est donc ces facteurs qu'il faut maintenir, améliorer ou régénérer pour obtenir les meilleurs rendements, au coût le plus

économique tout en assurant une meilleure préservation du sol et du milieu environnemental.

La qualité du sol dépend des propriétés physiques, chimiques et biologiques qui peuvent être associées aux fonctions suivantes (Laverdière, 1995)

- La croissance de la plante,
- La régularisation des mouvements de l'eau et des gaz dans l'environnement,
- La filtration environnementale,
- La décomposition des résidus organiques, adsorption des métaux lourds, etc.

La dégradation du sol consiste en une ou plusieurs manifestations de détérioration des qualités du sol (érosion, pollution diffuse, perte de matière organique, etc.) qui sont le reflet de certaines caractéristiques physiques, chimiques et/ou biologiques des sols. Ces problèmes se traduisent par une diminution du rendement en combinaison ou non à une contamination des plans d'eau.

La teneur en eau d'un sol influence le processus d'adsorption par le biais de la compétition entre les molécules d'eau et les molécules de pesticides pour l'occupation des sites d'adsorption. Ainsi, une diminution de la teneur en eau se traduit par une augmentation de l'adsorption du contaminant. Malheureusement, la teneur en eau n'est pas constante à chaque site et varie habituellement beaucoup pendant l'année.

La teneur en argile est aussi une caractéristique importante pour l'adsorption car il a été prouvé que les pesticides peuvent s'adsorber sur les particules colloïdales, qui présentent habituellement une grande surface spécifique. Les argiles agissent de façon semblable à la matière organique. Ainsi un sol riche en minéraux argileux agit comme un éponge confinant les pesticides et protégeant l'environnement agricole.

En résumé, les sols à risques sont ceux qui sont très bien drainés et pauvres en matière organique et en argile. Cependant, la teneur en eau a une importance beaucoup moindre

que les deux autres.

La maîtrise du concept de qualité des sols permet la prédiction de l'efficacité des sols à retenir et libérer les nutriments et les pesticides, la qualité du sol intervient directement dans la qualité de l'environnement. Parmi les caractéristiques importantes qui influencent la qualité des sols on trouve la texture et le contenu en carbone organique.

## **2.6. Influence du carbone organique dissous sur la contamination des eaux de ruissellement en milieu agricole**

La matière organique est l'un des composés les plus complexes et hétérogènes présents dans la nature; c'est un facteur fondamental de la productivité du sol. Il a été observé que la matière organique du sol est le facteur qui influence le plus le comportement et le sort des pesticides dans le milieu (Stevenson, 1986).

La matière organique du sol agit à la fois comme source d'éléments nutritifs pour les plantes et comme milieu d'adsorption pour les molécules organiques. Elle contient des éléments de base (N, P, S, Ca, Mg et K) et les oligo-éléments (B, Mo, Fe, Zn, Mn et Cu) indispensables à la nutrition de la plante. Dans la plupart des sols cultivés, la matière organique est peu abondante. Sa quantité augmente cependant lors de l'incorporation d'amendements organiques (fumier de ferme, résidus de récolte). La présence de carbone organique dissous influence l'adsorption dans le sol de plusieurs herbicides. En plus d'augmenter le risque de contamination des eaux de surface par les herbicides, l'association matière organique dissoute-herbicide risque d'affecter le comportement de ces derniers, dans l'environnement.

La matière organique peut se présenter dans le sol sous forme d'acides humiques et d'acides fulviques. Ces composés jouent un rôle majeur dans le sol, agissant à la fois comme tampons, échangeurs d'ions, agents adsorbants et complexants. Leurs propriétés tensioactives et d'agents adsorbants permettent d'expliquer le mécanisme de l'association

existant entre la matière organique dissoute et les herbicides: La propriété tensioactive, des acides humiques et fulviques permet une solubilisation plus facile des composés organiques dans l'eau. Ces acides sont aussi capables d'adsorber ces mêmes composés organiques.

L'influence de la matière organique contenue dans le sol sur les phénomènes d'adsorption ou de désorption des pesticides dépend des mécanismes d'interaction impliqués: la nature et les propriétés du produit chimique, du type et de la quantité de matière organique présente dans le milieu et des conditions physico-chimiques du sol. Le pH est un facteur que l'on considère généralement très important dans l'adsorption des pesticides ; des études ont montré que les pesticides étaient plus adsorbés à pH acides qu'à pH neutres. Cette étude conduit à envisager que lors de l'application de l'atrazine, du diazinon et du lindane, le comportement et le sort de ces pesticides dans le sol et dans le milieu aquatique sera différents selon les substances humiques présentes dans le milieu. Il en résulte qu'une bonne connaissance des interactions pesticides-substances humiques est nécessaire à la maîtrise d'une utilisation rationnelle des pesticides en agriculture. D'un point de vue environnemental, le pouvoir complexant des substances humiques peut impliquer à long terme des problèmes de pollution.

La grande variété de pesticides et la nature complexe des substances humiques laissent envisager plusieurs mécanismes d'adsorption qui peuvent se produire: les liaisons physiques dues aux forces de London-Van der Waals, les liaisons électrostatiques par échange d'ions, les liaisons hydrogène, les liaisons de coordination et les liaisons hydrophobes. Une fois adsorbé par la matière organique, un pesticide peut se désorber comme il peut rester fixé. La biodisponibilité des produits toxiques peut décroître en présence de concentrations élevées en matière organique et la compétition entre les nutriments et les produits toxiques (Lozano et Pratt, 1993).

## 2.7. Les bioessais

Depuis longtemps les gestionnaires en matière d'environnement ont pris des décisions en se basant sur des analyses chimiques, des mesures physiques ou bactériologiques. Les stratégies avaient à l'origine la conviction qu'en identifiant et éliminant des causes, on pouvait supprimer les effets. Mais ils se sont aperçus qu'il fallait aussi étudier en détail les effets biologiques qui peuvent persister même après que l'utilisation des toxiques ait été interdite. C'est alors que sont apparus les essais biologiques ou les bioessais.

Les premiers bioessais visaient à évaluer la toxicité létale et étaient effectués surtout sur des poissons et leur coût était relativement élevé. Un peu plus tard sont apparus les bioessais de toxicité sublétale généralement effectués eux aussi sur des poissons. Les bioessais utilisés dans notre étude sont le test Microtox avec la bactérie Photobacterium phosphoreum, le test d'algue avec Selanastrum capricornutum et le potentiel de fertilité.

### 2.7.1. Détermination de la toxicité avec la bactérie bioluminescence Photobacterium phosphoreum (test Microtox).

La méthode analytique utilisant le réactif bactérien Photobacterium phosphoreum, est utilisée partout dans le monde pour la détermination d'une toxicité aiguë dans des échantillons liquides. La bactérie marine utilisée possède la caractéristique d'émettre des rayons lumineux résultant du processus métabolique. La présence de substances toxiques provoque une perturbation du mécanisme physiologique de la bactérie et implique une réduction de l'émission de la lumière. Cette lumière est mesurée à l'aide d'un appareil appelé Microtox, muni d'un photodétecteur.

La réponse du test Microtox a été comparée à d'autres tests dans de nombreuses études (Van Collie et al., 1990). D'une façon générale il en découle que le Microtox est d'une sensibilité comparable à celle des tests de daphnies, de poissons et d'algues en milieux aqueux et sur des extraits de sédiments. Le coefficient de variation des résultats est

rarement plus élevé que 20%, ce qui lui confère une bonne reproductibilité.

Il faut cependant souligner que le test doit être réalisé dans des conditions marines. La bactérie Photobacterium phosphoreum est lyophilisée en phase exponentielle de reconstitution afin de donner des suspensions bactériennes. C'est un test applicable pour déterminer la toxicité des échantillons liquides d'origines industrielle, municipale ou agricole, ou provenant de produits chimiques, des eaux de surface et de lixiviation des résidus solides, ainsi que de toutes les solutions aqueuses qui peuvent contenir des produits toxiques, en faisant intervenir des dilutions graduelles. Ceci permet de déterminer l'inhibition de la bioluminescence de la bactérie; cette inhibition est exprimée sous forme de CI-50.

La limite de détection de la toxicité (ou la limite de quantification de la toxicité) d'une façon plus pratique est d'une unité toxique. Elle dépend des variations dues à la souche bactérienne et à l'appareil utilisé pour les mesures (Environnement Québec, 1980).

Comme dans ce test on mesure la lumière émise par la bactérie, la couleur de l'échantillon ainsi que la présence de matière en suspension peuvent affecter les résultats. Il faut dans ce cas faire des corrections photométriques.

#### **2.7.2. Détermination de la toxicité d'inhibition de la croissance chez l'algue Selenastrum capricornutum**

Les bioessais avec les algues, pour estimer les conditions des nutriments dans les eaux naturelles, ont été introduits par Skulberg (1964). Ils ont été standardisés et ont été appliqués à des études d'eutrophisation aux E.U. par l'Environmental Protection Agency (1971). Durant les dernières années, l'attention pour les polluants en milieu agricole s'est accrue. Pour détecter le potentiel de production alguale dans des échantillons d'eau, Joubert (1980) a développé la technique des bioessais avec les algues.

Dans cette méthode, l'algue unicellulaire d'eau douce S. capricornutum permet de

déterminer la toxicité chronique des eaux de ruissellement. Le suivi de l'évolution de la croissance de l'algue S. capricornutum permet dans le cas des eaux de ruissellement d'évaluer l'effet stimulateur ou inhibiteur des polluants en milieu agricole. La méthode consiste à exposer dans un système statique et dans des conditions de température et de lumière bien contrôlées, l'algue S. capricornutum à une série de dilutions d'un échantillon liquide pendant 96 heures, les résultats sont exprimés en CI50-4j.

Le test d'algue est basé sur l'inhibition des mécanismes de division cellulaire d'algues ayant le même potentiel de croissance. Les effets qui affectent les fonctions biochimiques et physiques des algues incluent les effets synergiques, antagonistes et additifs pour toutes les composantes chimiques, physiques et biologiques.

Le test réalisé à l'aide de l'algue S. capricornutum a été élaboré à l'origine par Toerien et al.; (1971) avant d'être repris et standardisé par l'Agence de Protection de l'Environnement des États-Unis (U.S.EPA, 1987). L'étude de Kallqvist (1984) montre que le test d'algue peut être utilisé en parallèle avec des analyses chimiques pour mieux estimer les conditions de pollution.

La réponse des algues est mesurée en termes de densité cellulaire (compte cellulaire/ml) ou de la biomasse et est exprimée sous la forme de la concentration qui inhibe 50% de la croissance après 96 heures d'exposition (CI50-96). Les valeurs de CI50 et les intervalles de confiance sont transformés en unités toxiques (U.T.). Les U.T. expriment le rapport de la concentration originelle (100% v/V) sur la valeur de CI50 selon la relation suivante:  
 $U.T. = 100/CI50.$

#### ***2.7.2.1. Choix de l'organisme***

Le choix de l'algue S. capricornutum découle de sa facilité de culture, de la reproductibilité des résultats et de son utilisation croissante dans l'évaluation de la toxicité (U.S.EPA, 1989).

Le test de toxicité avec l'algue S. capricornutum est utilisé pour déterminer la toxicité de divers échantillons d'eau: eaux usées de types industriels, municipal ou agricole; eaux réceptrices; eaux naturelles; substances chimiques solubles; eaux de lixiviation; lixiviats de résidus solubles ou toutes solutions susceptibles de contenir des substances toxiques. L'algue S. capricornutum est aussi utilisée pour déterminer le potentiel de fertilité des échantillons d'eau.

La détection de la toxicité d'un échantillon varie selon le type d'organisme utilisé et la réponse biologique mesurée, par S. capricornutum. La limite de détection exprimée en pourcentage d'inhibition de la croissance est de 16%.

## **2.8. Potentiel de fertilité (PF)**

Parmi les tests utilisés au cours de ce travail, le test du potentiel de fertilité(P.F.) permet de déterminer la biomasse totale d'algues que peut supporter l'eau analysée dans des conditions physiques optimales sans tenir compte des inter-relations entre les espèces. Ce test permet de déterminer les facteurs chimiques limitant ou stimulant la croissance de l'algue S. capricornutum, de déterminer les concentrations biodisponibles de ces facteurs chimiques et de quantifier la réponse biologique à leurs variations (Raschke et Schultz, 1987). Néanmoins, les analyses chimiques restent nécessaires pour déterminer la toxicité causée par les éléments chimiques présents dans les eaux à analyser.

Le test du P.F a été utilisé pour la première fois par Greene et al (1975). Ces auteurs ont travaillé simultanément avec des tests de P.F. et des analyses chimiques sur des échantillons prélevés des cours d'eau comportant des problèmes de pollution reliés à des déchets municipaux, industriels et agricoles. Cependant les analyses physico-chimiques de l'eau de ruissellement d'origine agricole ne nous renseignent pas sur la biodisponibilité des éléments qui la composent, ce qui peut fausser l'évaluation de la toxicité et le potentiel eutrophisant des eaux. Cette lacune peut être comblée par l'utilisation de tests de fertilité avec l'algue S. capricornutum. Le potentiel de fertilité permet aussi d'évaluer les dangers

des activités agricoles sur l'environnement.

L'utilisation du potentiel de fertilité pour évaluer les dangers de certaines pratiques agricoles sur l'environnement, de même que les nombreuses applications qui en sont faites, semblent indiquer que les résultats sont précis et satisfaisants (Raschke et Schultz, 1987). Mentionnons également que ce test de type sous-létal chronique est considéré comme étant plus sensible que les bioessais dits conventionnels (Joubert, 1983).

Pour évaluer l'expression ou l'inhibition du potentiel de fertilité, il faut comparer la production maximale d'algues avec la production réelle d'algue (P.F.). Ceci dans le but d'évaluer l'expression ou l'inhibition du potentiel de fertilité par rapport aux conditions idéales. Ainsi on peut déterminer la toxicité ou le potentiel eutrophisant d'un échantillon d'eau.

**CHAPITRE 3**  
**Matériel et Méthodes**

### **3. MATÉRIEL ET MÉTHODES**

L'étude est réalisée à quatre sites: Saint-Lambert, Deschambault, Sorel et Saint-Anicet. Ces sites ont été choisis de façon à permettre une bonne comparaison des différents facteurs impliqués dans le milieu agricole. Pour étudier l'influence de la texture du sol, du travail du sol, du type ou du modes d'application d'engrais sur la toxicité des eaux de ruissellement en milieu agricole. Les dispositifs expérimentaux qui ont été retenus sont de type factoriel pour les sites de Saint-Lambert et Deschambault et en tiroirs pour les sites de Sorel et Saint-Anicet (voir les dispositifs expérimentaux décrits aux figures 3, 4, 7 et 8). Différents facteurs seront aussi pris en considération en fonction des paires de sites (Saint-Lambert et Deschambault; Sorel et Saint Anicet):

- fumure organique et engrais minéral;
- épandage d'engrais azoté en bandes ou à la volée
- travail du sol avec charrue, chisel et semis direct;
- travail du sol avec culture intercalaire ou sans culture

#### **3.1. Sites Saint-Lambert et Deschambault**

Les sites Saint-Lambert et Deschambault situés sur les stations de recherche du MAPAQ et comprennent chacun 24 parcelles de dimensions 10 m x 3 m (figures 3 et 4). Deux textures de sol sont considérées: un loam à loam limono-argileux à Saint-Lambert et un loam sableux à Deschambault.

Les parcelles sont cultivées en maïs-grain avec ou sans plantes intercalaires. À l'exception de l'application d'un engrais complet de démarrage, la fertilisation utilisée dans ce travail est entièrement minérale ou organique (lisier appliqué en post-levée), selon les

recommandations du CPVQ (AFEQ éd. 1990). Pour la fertilisation organique, la dose de lisier appliqué a été déterminée en fonction des besoins azotés de la culture et la teneur du lisier en azote (Tableau 2).

Le dispositif expérimental comprend huit traitements qui sont répétés trois fois, les traitements sont disposés de façon aléatoire.

**Figure 3: Disposition des parcelles au site Saint-Lambert**

<b>P</b>	<b>P</b>	<b>AU</b>	<b>AU</b>	<b>AU</b>	<b>AU</b>	<b>AU</b>	<b>AU</b>
<b>cha</b>	<b>cha</b>	<b>chi</b>	<b>cha</b>	<b>chi</b>	<b>cha</b>	<b>cha</b>	<b>cha</b>
<b>int</b>	<b>int</b>				<b>int</b>		<b>int</b>
<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>6</b>	<b>7</b>	<b>8</b>
<b>Mi</b>	<b>OR</b>	<b>Mi</b>	<b>Mi</b>	<b>OR</b>	<b>Mi</b>	<b>OR</b>	<b>OR</b>

<b>AU</b>	<b>P</b>	<b>AU</b>	<b>P</b>	<b>AU</b>	<b>AU</b>	<b>AU</b>	<b>AU</b>
<b>cha</b>	<b>cha</b>	<b>cha</b>	<b>cha</b>	<b>chi</b>	<b>chi</b>	<b>cha</b>	<b>cha</b>
<b>int</b>	<b>int</b>		<b>int</b>			<b>int</b>	
<b>9</b>	<b>10</b>	<b>11</b>	<b>12</b>	<b>13</b>	<b>14</b>	<b>15</b>	<b>16</b>
<b>OR</b>	<b>OR</b>	<b>OR</b>	<b>Mi</b>	<b>OR</b>	<b>Mi</b>	<b>Mi</b>	<b>Mi</b>

<b>AU</b>	<b>AU</b>	<b>AU</b>	<b>P</b>	<b>AU</b>	<b>AU</b>	<b>P</b>	<b>AU</b>
<b>chi</b>	<b>cha</b>	<b>cha</b>	<b>cha</b>	<b>chi</b>	<b>cha</b>	<b>cha</b>	<b>cha</b>
		<b>int</b>	<b>int</b>			<b>int</b>	<b>int</b>
<b>17</b>	<b>18</b>	<b>19</b>	<b>20</b>	<b>21</b>	<b>22</b>	<b>23</b>	<b>24</b>
<b>OR</b>	<b>OR</b>	<b>OR</b>	<b>Mi</b>	<b>Mi</b>	<b>Mi</b>	<b>OR</b>	<b>Mi</b>

cha: charrue

chi: chisel

int: maïs-grains avec culture intercalaire

Au: travail primaire à l'automne

P: travail primaire au printemps

Mi: fertilisation minérale

OR: fertilisation organique

Dans chaque bloc, les parcelles sont séparées les unes des autres par une allée de 1m

**Figure 4: Disposition des parcelles au site Deschambault**

17	18	19	20	21	22	23	24
P. Charrue inter. MIN.	AU Charrue inter. MIN.	AU Charrue MIN.	AU Chisel ORG.	AU Charrue ORG.	AU Charrue inter. ORG.	AU Chisel MIN.	P. Charrue inter. ORG.
9	10	11	12	13	14	15	16
AU Charrue inter. MIN.	P Charrue inter. MIN.	AU Charrue MIN.	AU Charrue ORG.	P Charrue inter. ORG.	AU Chisel ORG.	AU Charrue inter. ORG.	AU Chisel ORG.
1	2	3	4	5	6	7	8
AU Chisel MIN.	AU Charrue inter. ORG.	AU Charrue ORG.	P Charrue inter. ORG.	AU Charrue inter. MIN.	P Charrue inter. MIN.	AU Chisel ORG.	AU Charrue MIN.

MIN: fertilisation minérale;

ORG: fertilisation organique;

P: travail primaire au printemps;

AU: travail primaire à l'automne;

inter: maïs-grain avec culture intercalaire;

Afin de pouvoir contrôler les mauvaises herbes, des herbicides ont été utilisés selon les espèces présentes et en respectant les recommandations du C.P.V.Q.. Pour ces deux sites 4 l/ha d'une solution de tropotox (MCPA + MCPB) suite au mélange de 500 ml de tropotox dans 28 l d'eau. ont été utilisés.

Les parcelles sont espacées de 1m les unes des autres, et elles sont délimitées en amont par une bande en plastique de 20 cm de hauteur (Figure 5). Les blocs sont séparés par une distance de 8 m afin de permettre la circulation de la machinerie et l'installation des systèmes de captage de l'eau de ruissellement.

**Figures 5: Le dispositif sur le terrain pour délimiter les parcelles**



Elles se terminent en aval par un collecteur permettant d'acheminer les eaux de ruissellement dans des cuves enfouies dans le sol (Figure 6).

**Figure 6: Le système de collecte des eaux de ruissellement**



Les échantillons d'eau sont recueillis sur une base d'événements pluvieux. Les bioessais ont été réalisés sur trois de ces collectes soit T0 (avant toute fertilisation); T1 (après la fertilisation azotée) et T2 (en fin de saison). Un échantillonnage au temps T3 a été fait sur quelques parcelles afin de suivre l'évolution de la toxicité en fonction du temps.

### 3.2. Sites Sorel et Saint-Anicet

L'étude a également été réalisée sur les sites Sorel et Saint-Anicet dont la pente est d'environ 5%: les sites sont situés à Sorel au coeur du Québec et à Saint-Anicet au sud-ouest de Montréal chez des cultivateurs; chacun des sites présente 40 parcelles de dimensions 10m x 4.5m (figures 7 et 8) à l'intérieur desquelles des parcelles de 5 m x 1m sont délimitées par des bandes de plastique de 20 cm de hauteur sur trois cotés et se limitant en aval par un système de captage permettant d'acheminer les eaux de ruissellement dans des cuves enfouies dans le sol. Ces deux sites reflètent plus la réalité en milieu agricole puisqu'ils sont travaillés par les agriculteurs eux-mêmes. Deux textures de sol ont été considérées: Un loam à loam-sableux à Sorel et un loam argileux à argile limoneuse à Saint-Anicet.

Les parcelles étaient cultivées en maïs-grain. Deux régies de fertilisation ont été utilisées dans ce travail: une fertilisation conventionnelle appliquée telle que recommandée par le CPVQ, comprenant l'application d'un engrais de démarrage N-P-K près de la semence ainsi que l'application à la volée de l'azote résiduel. L'autre fertilisation était plus localisée et comprenait l'application d'un engrais de démarrage N-P-K près de la semence ainsi qu'une application d'azote en bandes (Tableau 2) plus tard dans la saison.

Afin d'assurer le contrôle des mauvaises herbes, des herbicides ont été utilisés selon les espèces présentes et en respectant les recommandations du C.P.V.Q..

Au site Sorel, les herbicides ont été apportés en trois applications:

- 6 mai: 2.5 l/ha de Dual ou 2400 g/ha de métolachlore dans toutes les pratiques culturales avec en plus 1 l/ha d'atrazine ou 480 g/ha d'atrazine dans le semis direct et sur billons
- 18 mai: 100 g/ha d'Ultim ou 12.5 g/ha de Rimsulfuron et 12.5 g/ha de Micosulfuron, dans toutes les pratiques culturales.

- 10 juin: 1.0 l/ha de Pardner ou 280 g/ha Monoxynil avec 3.0 l/ha d'atrazine ou 1440 g/ha d'atrazine, dans toutes les pratiques culturales.

Au site Saint-Anicet l'application des herbicides a été faite le 28 mai, les quantités utilisées étaient: 1800g/ha de métolachlore, 1009 g/ha d'atrazine et 495 g/ha de dicamba.

**Tableau 2: La fertilisation utilisée au cours de ces essais aux sites Saint-Lambert, Deschambault, Sorel et Saint-Anicet**

<b>Sites</b>	<b>Fertilisation</b>
<b>Saint-Lambert</b>	Date d'application: le 03-07-95 Minérale: 200 kg/ha de 15-15-15 Organique: lisier à une dose de 51/m <sup>3</sup> /ha
<b>Deschambault</b>	Date d'application: le 27-06-95 Minérale: 200 kg/ha de 15-15-15 Organique: lisier à une dose de 51/m <sup>3</sup> /ha
<b>Sorel</b>	N à la volée Q=350 kg/ha (avant semis) au semis Q=149 kg/ha (3 mai 1995) de 10-52-0 N en bande Q=47 kg/ha (7 juin 1995) de 34-0-0
<b>Saint-Anicet</b>	N à la volée Q=280 kg/ha de 46-0-0 au semis Q=178 kg/ha (13 mai 1995) du 12-18-18 N en bande Q=379 kg/ha (15 juin 1995) de 34-0-0

Les échantillons d'eau sont recueillis sur base d'événements pluvieux et pour la présente étude, nous nous sommes limités à trois de ces événements importants qui ont été identifiés à:

- T0 (Temps 0) avant toute fertilisation;
- T1 ( Temps 1) après la fertilisation azotée;
- et T2 (Temps 2) en fin de saison.

**Figure 7: Disposition des parcelles au site André Allard (Sorel)**

	Azote à la volée		Azote en bandes		Azote à la volée	
<b>Chisel</b>	1		2		3	4
<b>Billons</b>	5		6		7	8
<b>S. Direct</b>	9		10		11	12
<b>Disques</b>	13		14		15	16
<b>Labour</b>	17		18		19	20
<b>S. Direct</b>	21		22		23	24
<b>Disques</b>	25		26		27	28
<b>Billons</b>	29		30		31	32
<b>Chisel</b>	33		34		35	36
<b>Labour</b>	37		38		39	40

Allée                      Parcelle

Sur les 40 parcelles du dispositifs, réparties en quatre blocs; les parcelles énumérés ci-dessous ont été retenues:

Le bloc 1 comprend les parcelles 1, 2, 5, 6, 9, 10, 13, 14, 17, 18

Le bloc 2 comprend les parcelles 3, 4, 7, 8, 11, 12, 15, 16, 19, 20

Le bloc 3 comprend les parcelles 23, 24, 27, 28, 31, 32, 35, 36, 39, 40

**Figure 8: Disposition des parcelles au site P. E Caza (St-Anicet)**

	Azote à la volée		Azote en bandes		Azote à la volée	
<b>Labour</b>	40		39		38	37
<b>Chisel</b>	36		35		34	33
<b>Billons</b>	32		31		30	29
<b>Disques</b>	28		27		26	25
<b>Semis</b>	24		23		22	21
<b>Direct</b>						
<b>Labour</b>	20		19		18	17
<b>Disques</b>	16		15		14	13
<b>Semis</b>	12		11		10	9
<b>Direct</b>						
<b>Billons</b>	8		7		6	5
<b>Chisel</b>	4		3		2	1

Allée

Parcelle

Sur les 40 parcelles du dispositif réparties en quatre blocs, 30 parcelles dont les numéros figurent ci-dessous ont été retenues:

Le bloc 1 comprend les parcelles 1, 2, 5, 6, 10, 13, 14, 17, 18

Le bloc 2 comprend les parcelles 3, 4, 7, 8, 11, 12, 15, 16, 19, 20

Le bloc 3 comprend les parcelles 23, 24, 27, 28, 31, 32, 35, 36, 39, 40

### **3.3. Prélèvement et conservation des échantillons**

Les échantillons d'eau ont été prélevés et gardés dans des glacières à une température d'environ 4°C, à l'obscurité afin d'éviter le contact avec la lumière et les phénomènes de dégradation de certains constituants qui peuvent en découler. Ils ont été par la suite acheminés dans les 24 heures vers le laboratoire du MEF (Ministère de l'Environnement et de la Faune) et analysés ou testés dans les 48 h qui suivent (Environnement Canada, 1979a; APHA., 1980; Environnement Québec, 1980). Le délai maximal de conservation des échantillons entre le prélèvement et l'analyse était de 96 heures.

Notons bien que l'échantillonnage n'a pas été réalisé sur toutes les parcelles pour des raisons de contraintes budgétaires ou de trop un faible ruissellement surtout dans le cas des sites Sorel et Saint-Anicet.

Tel que mentionné précédemment, les bioessais qui ont été choisis pour la réalisation de ce travail sont le test de toxicité avec l'algue Selenastrum capricornutum, le test de toxicité avec la bactérie Photobacterium phosphoreum (Microtox) et le potentiel de fertilité (P.F.).

Des analyses physiques (pH, conductivité électrique) ont aussi été faites sur tous les échantillons d'eau avant et après chaque test.

### **3.4. Détermination de la toxicité avec la bactérie bioluminescence**

#### **P. phosphoreum (test Microtox).**

Le test de toxicité avec la bactérie bioluminescence P. phosphoreum consiste à soumettre cette dernière à une série de dilutions de l'échantillon à tester. Le test comporte 5 concentrations (dilutions) avec des duplicata du témoin. C'est un test très rapide qui a pour but la détermination de l'inhibition de la bioluminescence de la bactérie P. phosphoreum après une durée de 5, 10 et 15 minutes d'incubation dans l'appareil Microtox. Avant de commencer le test, l'inoculum et les dilutions des différents échantillons ont été préparés.

### **3.4.1. Organismes biologiques et reconstitution du réactif**

Le réactif bactérien a été préparé en introduisant 1,0 ml de la solution de reconstitution dans une cuvette d'incubation refroidie pendant 5 minutes à 3°C. Après avoir atteint l'équilibre thermique, la bactérie lyophilisée est ajoutée. Le tout est mélangé à l'aide d'un agitateur afin d'obtenir une solution homogène. Par la suite le réactif constitué est transféré dans la cuvette d'incubation et replacé dans le puit réfrigéré à 3°C; après 15 minutes de stabilisation du réactif le test peut débuter. La solution ainsi préparée constitue la base du réactif, ce dernier est stable à une température se situant entre 2°C et 8°C.

### **3.4.2. Préparation de l'échantillon**

Comme la bactérie *P. phosphoreum* est une souche marine, on procède à un ajustement de la salinité des échantillons à 2% avant de préparer les dilutions, ceci se fait par l'ajout de 0,2 g de NaCl par 10 ml d'échantillon. La toxicité est ensuite déterminée à partir de diverses concentrations de l'échantillon testé. L'eau de dilution utilisée dans cette expérience est purifiée et contient 2% de chlorure de sodium (NaCl).

### **3.4.3. Procédure expérimentale du test Microtox**

L'essai consiste à déterminer l'inhibition de la bioluminescence de bactérie *Photobacterium phosphoreum* après une durée de 5, 10 et 15 minutes d'incubation. Un test préliminaire est obligatoire avant de faire le test définitif, ceci a pour objectif de situer le niveau de toxicité des échantillons et ainsi faire un meilleur choix des dilutions lors du test définitif. Le test préliminaire s'effectue à deux concentrations différentes avec un témoin. Dans la présente étude, deux dilutions 2% et 50% ont été utilisées.

Sur l'appareil Microtox, le système d'incubation à 15°C comporte 15 puits qui sont disposés de la façon suivante:

**Figure 9: Disposition des 15 puits de l'appareil Microtox**

	1	2	3	4	5
A	o	o	o	o	o
B	o	o	o	o	o
C	o	o	o	o	o

Au début du test les échantillons d'eau, le réactif bactérien et l'eau de dilution sont incubés à une température de 15°C dans les puits de l'appareil Microtox (Figure 9). Lorsque l'équilibre est atteint, on prépare les dilutions voulues, on introduit ensuite 10 µl de la suspension bactérienne dans les cuvettes contenant l'eau de dilution, le tout est bien agité et laissé stabiliser pendant 10 minutes. Le signal numérique de l'appareil est ajusté à environ 95 et la lecture (I0) est alors effectuée par la suite, le volume nécessaire (0.5ml) de chacune des concentrations de l'échantillon est ajouté dans les cuvettes d'incubation correspondante et on fait la lecture de l'intensité lumineuse (I5 et I 15) après 5 et 15 minutes d'incubation.

Les tests préliminaires pour la majorité des échantillons provenant des quatre sites n'ont pas manifesté une forte toxicité vis-à-vis de la bactérie P. phosphoreum; donc pour le test définitif, une concentration de 50% reproduite en duplicata a été retenue.

### 3.4.3.1. Calcul et expression des résultats

#### a- Détermination des concentrations inhibitrices

Afin d'améliorer la compréhension du présent texte quelques définitions pour le calcul de la concentration inhibitrice sont présentées ci dessous:

- le facteur de correction  $R_t$  relié à la variabilité de l'activité bioluminescence des témoins durant chaque test:

$$R_t = t(T) / I_0(T)$$

Avec:  $I_0(T)$ : valeur initiale de la bioluminescence du témoin;

$I_t(T)$ : valeur au temps  $t$  de la bioluminescence du témoin.

On calcule d'abord  $R_t$  pour chaque répliquât des témoins et on établit la moyenne des  $R_t$ .

La valeur corrigée de la réaction d'inhibition pour chaque concentration qui correspond au temps d'incubation  $t$  ( $Y_t =$  lumière perdue / lumière restante) est calculée par la formule suivante.

$$Y_t = (R_t \text{ moyenne} * I_0 - I_t) / I_t$$

À partir des valeurs de  $Y_t$  obtenues, on détermine les valeurs de CI (la concentration d'inhibition) sur papier graphique ou à partir d'une courbe de régression.

Le traitement des données est basé sur la linéarité de la relation dose - réponse présentée, sur une échelle logarithmique.

Le pourcentage d'inhibition est calculé à partir de la formule suivante:

$$\%I = (Y / (Y+1)) * 100$$

Lorsque  $Y=1$ , on a 50% d'inhibition. Les valeurs de CI-50 (concentration d'inhibition de 50% des bactéries) et les intervalles de confiance peuvent être exprimés en unités toxiques (U.T.).

Pour la détermination des valeurs de CI-50 après 5 et 15 minutes d'incubation, un programme informatisé sur Apple IIe développé par Environnement Canada est utilisé. Ce programme est basé sur de la linéarité de la relation dose-réponse à une échelle logarithmique et permet de vérifier en même temps les critères de validation du test et de tracer une régression à partir de laquelle on détermine la CI-50.

#### ***b- Les critères de validation des résultats***

Les critères de validation de la toxicité ainsi déterminés, adoptés par Environnement Canada (1979b) sont:

- Le rapport des témoins,  $R_t$  doit être supérieur à 0,75,
- L'erreur type de la droite de toxicité doit être inférieure à 0,20,
- Le coefficient de corrélation  $r$ , de la courbe doit être supérieur au coefficient de corrélation  $r$ , à 95% de probabilité.

### 3.5. Détermination de la toxicité d'inhibition de la croissance chez l'algue S. Capricornutum

Tel que mentionné antérieurement, le test consiste à déterminer la toxicité chronique en maintenant l'algue S. capricornutum à une série de dilution de l'échantillon test.

Pour le travail expérimental, le protocole utilisé au ministère de l'Environnement du Québec a été suivi. Cinq dilutions préparées en triplicata ont été effectuées en faisant intervenir les facteurs de dilution 0.5, 0.6 et 0.85 (Tableau 3), ces derniers ont été choisis en fonction des tests préliminaires.

**Tableau 3: Les gammes de dilutions pour les facteurs 0.5, 0.6 , 0.85 Test d'algue**

0.5			0.6			0.85		
30	%	55	30	%	55	30	%	55
30	100	55	30	100	55	30	100	55
15	50	27.5	18.0	60	33	25.5	85	46.8
7.5	25	13.8	10.8	36	19.8	21.7	72.3	39.7
3.75	12.5	6.88	6.48	21.6	11.9	18.4	61.4	33.8
1.88	6.25	3.44	3.9	13	7.15	15.7	52.2	28.7
0.94	3.13	1.72	2.34	7.8	4.29	13.3	44.4	24.4
0.47	1.56	0.86	1.41	4.7	2.59	11.3	37.3	20.7
0.23	0.78	0.43	0.84	2.8	1.54	9.6	32.1	17.6
0.12	0.39	0.21	0.51	1.7	0.93	8.2	27.2	15

### 3.5.1. Préparation du test de toxicité avec l'algue S. capricornutum

L'essai consiste à préparer les dilutions des échantillons filtrés sur une membrane de 0,45 µm et enrichies avec le milieu AAM (Algal Assay Medium). Les facteurs de dilution choisis sont 0,5; 0,6 et 0,85. Les dilutions ainsi préparées sont inoculées par une solution d'algues de concentration 10000 cellules/ml et sont incubées pendant 4 jours dans les conditions décrites au Tableau 4.

**Tableau 4: les conditions d'incubation et les paramètres du test d'algue.**

Paramètres	Conditions
Inoculum	10000 algues/ml dans 10 ml d'échantillon,
Durée d'incubation	96 h
Conditions d'incubation	Statique, agitation continue (110 oscillations / min.), Température : 24°C, Lumière continue 100 µE/seconde / m2,
Paramètre mesuré	biomasse évaluée par dénombrement cellulaire l'aide de l'appareil Coulter Multisizer II
Variable	CI50-4jour.

#### Remarque

- Au début et la fin de chaque test, des mesures de pH et de conductivité sont effectuées.
- Les échantillons sont passés à travers un filtre de 0,45 µm afin d'éliminer les

micro-organismes indésirables qui peuvent fausser la réponse de croissance des algues.

- les calculs des pourcentages d'inhibition ont été effectués par ordinateur.

#### ***3.5.1.1. Le concentré nutritif pour enrichir les échantillons d'eau***

Le concentré nutritif est préparé à partir d'éléments nécessaires à la croissance de l'algue S. capricornutum; l'ajout de ces éléments nutritifs a pour but d'éliminer toute limitation qui peut être due à un manque d'éléments nutritifs. Le concentré nutritif est préparé à partir des 7 solutions décrites au tableau 5, en mélangeant 6.25 ml de chacune de ces solutions dans une fiole et en agitant légèrement entre chaque ajout.

**Tableau 5: Solutions concentrées d'éléments nutritifs pour enrichir les échantillons**

<b>Solutions des éléments nutritifs</b>	<b>Composés</b>	<b>Quantité dissoute dans 500 ml d'eau distillée</b>
1	NaNO <sub>3</sub>	12.750 g
2	MgCl <sub>2</sub> .6H <sub>2</sub> O	6.080 g
3	CaCl <sub>2</sub> .2H <sub>2</sub> O	2.200 g
4	H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>	92.800 mg
	MnCl <sub>2</sub> . 4H <sub>2</sub> O	208.000 mg
	ZnCl <sub>2</sub>	0.164 mg
	FeSO <sub>4</sub> . 7H <sub>2</sub> O	136.9 mg
	CoCl <sub>2</sub> . 6H <sub>2</sub> O	0.1428 mg
	NaMoO <sub>4</sub> .2H <sub>2</sub> O	3.630 mg
	CuCl <sub>2</sub> .2H <sub>2</sub> O	0.006 mg
5	MgSO <sub>4</sub> . 7H <sub>2</sub> O	7.350 g
6	K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	0.522 g
7	NaHCO <sub>3</sub>	7.500 g

Les réactifs utilisés dans ce test (eau ultra-pure, solution isotonique et eau de dilution) sont préparés comme décrit au Tableau 6.

**Tableau 6: préparation des réactifs utilisés dans le test d'algue**

<b>Eau ultra-pure</b>	<b>Solution isotonique</b>	<b>Eau de dilution</b>
<p>Eau municipale qui a été:</p> <p>1- déminéralisée</p> <p>2- filtrée à travers du charbon activé et des résines échangeuses d'ions.</p> <p>3- stérilisée en phase finale à l'aide de tube U.V.</p>	<p>Notre solution est constituée de:</p> <p>1- eau ultra-pure</p> <p>2- NaCl 10 g/L</p> <p>3- NaNO<sub>3</sub> 1 g/L</p> <p>La solution ainsi préparée est filtrée sur une membrane de 0.22 µm</p>	<p>L'eau de dilution est préparée en mélangeant:</p> <p>1- la solution concentrée d'éléments nutritifs.</p> <p>2- de l'eau ultra-pure dans un rapport volume-volume de 1/100.</p>

### *3.5.1.2. Procédure expérimentale du test d'algue*

#### *a- Préparation de l'inoculation*

La population d'algues Selenastrum capricornutum utilisée pour la préparation de l'inoculation, doit être en phase de croissance exponentielle. Pour cela les cellules algales choisies sont âgées entre 4 et 7 jours.

40 ml de la culture sont centrifugés à 1000 g pendant 10 minutes, le surnageant est en suite décanté. Les cellules sont remises en suspension dans 40 ml d'eau. Cette étape est répétée deux fois, la densité cellulaire initiale doit être suffisante pour chaque contenant d'incubation et devrait contenir 10000 cellules/ml.

#### *b- Préparation du toxique de référence*

Au début de chaque test d'algue, un test référence appelé le toxique de référence est effectué. Cette manipulation a pour objectif de contrôler la qualité du test ainsi que la fiabilité des algues utilisées. Généralement, le phénol, le chlorure de cadmium, le chlorure de zinc ou le sulfate de cuivre sont utilisés comme toxiques de référence. Dans la présente étude, le sulfate de cuivre a été retenu: Pour la préparation de la solution test, 1 ml de la solution mère de  $\text{CuSO}_4$  a été prélevé et ajouté à 100 ml d'eau millipore. De cette dernière solution, 0.375 ml a été prélevé et ajouté à 2.5 ml de la solution MCA100x ; le tout doit être ensuite complété à un volume de 250 ml avec de l'eau millipore. La solution finale préparée peut être utilisée comme échantillon; les dilutions désirées (le facteur de dilution choisi fut 0.85) sont effectuées de la même façon.

#### *c- Préparation des dilutions*

D'après les résultats du test préliminaire, cinq dilutions en triplicata, avec un facteur de dilution de 0.5, 0.6 et 0.85 ont été retenues. Les dilutions sont préparées comme suit:(on prend comme exemple le facteur 0.6). On commence par les dilutions les plus faibles c'est-à-dire 13%; 21.6%; 36%; 60%; 100% de l'échantillon à analyser on complète le volume à 30 ml avec de l'eau qui a été préparée comme indiqué auparavant. Pour les dilutions 13% et 100%, le volume total préparé est de 55 ml duquel 30 ml sont utilisés pour l'inoculation, le reste c'est-à-dire 25 ml, est utilisé pour la mesure de la conductivité et du pH initial (au début du test).

Les dilutions ainsi préparées sont inoculées par la solution d'algue, chaque contenant d'incubation doit contenir une concentration de 10000 cellules/ml. Le tout est placé dans un incubateur pendant quatre jours dans des conditions statiques, agitation continue (110 oscillations /minute), température de 24°C et avec une lumière de 100 µE/seconde/m<sup>2</sup>.

Après 96 heures d'incubation dans les conditions signalées auparavant, les échantillons incubés sont retirés pour la prise de lecture de la densité cellulaire qui s'est développée ou inhibée au cours de son incubation, à l'aide d'un compteur électronique de particules (Coulter Multisizer II). De même, des mesures de pH et de conductivité sont faites à la fin des tests.

### *3.5.1.3. Calcul et expression des résultats*

Les résultats de la toxicité du test sont exprimés en CI50-96h qui est la concentration estimée de l'échantillon causant une réduction de 50% de la croissance de la population suite à une exposition de 96 h et ce pour plusieurs dilutions.

La CI50 et son intervalle de confiance à 95% sont déterminés à l'aide de la méthode des gamma par le programme informatisé Gamma (Ministère de l'Environnement et de la Faune du Québec). La CI50 est présentée en pourcentage (%v/v). L'unité toxique (U.T.) est déterminée en divisant la concentration maximale de l'échantillon utilisée, soit 100% v/v, par la valeur de la CI50.

Les unités toxiques utilisées dans cette étude sont définies par la méthode de mesure de la toxicité utilisée par le Ministère de l'Environnement du Québec avec l'algue S. capricornutum (Joubert, 1983). Le Tableau 7 regroupe la classification des unités toxiques utilisée pour ce test.

**Tableau 7: Classification des unités toxiques (U.T.)**

Unité toxique	Toxicité
1 à 2	Faible
2 à 5	Moyenne
5 à 10	Forte
>10	Très forte

Les résultats ainsi obtenus ne sont valides que s'ils vérifient tous les critères de validation d'un test, lorsqu'un test ne vérifie pas ces critères, on ne peut pas se fier aux résultats et ceux-ci sont ainsi rejetés.

#### **Validité du test**

Pour qu'un test de toxicité avec l'algue Selenastrum capricornutum soit valide, il faut qu'il vérifie les conditions suivantes.

- La densité cellulaire alguale dans les contrôles doit être supérieure à 200000 cellules/ml et la variation du test est inférieure à 10% entre les réplicats.
- Le coefficient de corrélation du test doit être inférieur au coefficient de corrélation pour un seuil de 95% de confiance et/ou si l'erreur type de la droite est excessive, il faut refaire le test.
- Le pH et la température doivent aussi respecter les limites acceptables qui sont respectivement entre 6 et 8 pour le pH, et entre 15 et 30°C pour la température .

### 3.6. Détermination du potentiel de fertilité(P.F.)

Le test de potentiel de fertilité est réalisé à partir de l'algue S. capricornutum. Il permet d'évaluer la production alguale réelle (P.F.) que peuvent supporter les échantillons d'eau. Ceci à pour but d'évaluer les indices d'enrichissement des échantillons et de comparer ces derniers à l'inhibition de la croissance des cellules alguales déterminée par le test de toxicité avec l'algue S. capricornutum.

Lors des préparatifs du test de potentiel de fertilité, les réactifs utilisés (eau ultra-pure, solution isotonique et eau de dilution) sont préparés tel que décrit au tableau 6. Les réactifs identiques à que ceux utilisés dans le test d'algue, les échantillons et les témoins (eau de dilution) sont préparés en triplicata et sont inoculés par la solution d'algues. Chaque contenant d'incubation doit contenir une concentration de 10000 cellules/ml. Le tout est placé dans un incubateur pendant huit jours dans des conditions statiques, agitation continue (110 oscillations/minute), température de 24°C et avec une lumière de 100  $\mu\text{E}/\text{seconde}/\text{m}^2$  (Tableau 8)

Après huit jours d'incubation dans les conditions signalées auparavant, les échantillons incubés sont retirés pour permettre la lecture de la densité cellulaire qui a été développée ou inhibée suite à l'incubation, a l'aide d'un compteur électronique de particules (Coulter Multisizer II). Des mesures de pH et de conductivité sont faites au début et à la fin du test.

**Tableau 8: Conditions d'incubation et les paramètres du test de potentiel de fertilité**

Paramètre	Conditions
Inoculum	12500 algues/ml dans 12 ml d'échantillon,
Durée d'incubation	8 jours
Conditions d'incubation	Statique, agitation continue (110 oscillations / min.), - Température est de 24° plus ou moins 2°C, - Lumière continue 100 µE/seconde / m2, la qualité de la lumière: fluorescente de type Coolwhite
Paramètres mesurés	- Biomasse évaluée par dénombrement cellulaire à l'aide de l'appareil Coulter Multisizer II
Variable	P. F.

### 3.6.1. Procédure expérimentale du potentiel de fertilité

#### 3.6.1.1. Préparation des échantillons

Les échantillons sont filtrés à travers un filtre de 0,45 µm afin d'éliminer les micro-organismes indésirables qui peuvent fausser la réponse de croissance des algues et sont autoclavés à une température de 250 °F et une pression de 104 kPa.

Après avoir filtré et autoclavé les échantillons d'eau, 12 ml de chacun sont placés dans des cuvettes en triplicata. L'eau de dilution est utilisée comme témoin, les échantillons sont ensuite inoculés avec 250 µl de la suspension d'algues dont la concentration est de 12500 algues/ml et sont incubés pendant 8 jours dans les conditions décrites au tableau 8.

### ***3.6.1.2. Calcul et expression des résultats***

La détermination de la densité cellulaire est faite par un compteur électronique de particules (Coulter Multisizer II) ; à la fin du test le pH et la conductivité sont mesurés. Les résultats obtenus sont ensuite transformés en biomasse (mg/l); cette dernière permet de calculer l'expression du P.F.

Les résultats de la toxicité du test sont exprimés en CI50-96h qui est la concentration estimée de l'échantillon causant une réduction de 50% de la croissance de la population suite à une exposition de 96 h et pour plusieurs dilutions.

La biomasse (mg/l) est déterminée à l'aide de la formule suivante:

$$\text{Biomasse (mg/l)} = (\text{moyenne}(C1, C2, C3) / \text{moyenne}(T1, T2, T3)) * 50$$

C1, C2, C3 représentent les valeurs des comptages cellulaires en triplicata des différents échantillons.

T1, T2, T3 représentent les valeurs des comptages cellulaires en triplicata du témoin.

Les valeurs de potentiel de fertilité (PF) ne correspondent la plupart du temps qu'à un indice d'enrichissement moyen des eaux de ruissellement (Tableau 9).

**Tableau 9: Indices d'enrichissements des milieux aquatiques déterminés par le potentiel de fertilité.**

<b>Indice d'enrichissement</b>	<b>biomasse en mg/l</b>
1- Faible	$P. F. \leq 0.1$
2- Moyen	$0.1 < P. F. \leq 0.8$
3- Modérément élevé	$0.8 < P. F. \leq 6$
4- Élevé	$6 < P. F.$

\* l'indice 1 correspond à l'oligotrophie.

l'indice 2 correspond à la mésotrophie.

les indices 3 et 4 correspondent à l'eutrophie.

Les résultats ainsi obtenus ne sont valides que s'ils vérifient tous les critères de validation d'un test ; lorsqu'un test ne vérifie pas ces critères, on ne peut pas se fier aux résultats et ceux-ci sont ainsi rejetés.

Les résultats de la toxicité et potentiel de fertilité des différents échantillons sont transformés en valeurs moyennes avant d'être traités.

### **3.7. Traitements statistiques des données.**

Le dispositif expérimental utilisé dans ce travail fait intervenir plusieurs facteurs (période de travail du sol, type et quantité de fertilisants, travail du sol, pesticides) qui interagissent entre eux. Pour mieux comprendre l'influence de ces derniers on a procédé à une comparaison des différents traitements par la méthode des contrastes. Cette comparaison a été faite par des programmes informatiques sur le logiciel SAS.

Dans la suite de ce travail les traitements statistiques des données seront particulièrement réserver aux sites où on a suffisamment de données.

Les comparaisons qui ont été faites pour le site de Saint-Lambert sont :

- travail du sol avec chisel vs charrue,
- application de l'engrais minéral vs application de la fumure organique.

Les comparaisons qui ont été faites pour le site de Saint-Anicet sont :

- Application de N en bande vs application de N à la volée,
- Travail du sol avec un chisel vs le semis-direct,
- Semis-direct vs le labour.

**CHAPITRE 4**  
**Résultats et Discussions**

## **4. RÉSULTATS ET DISCUSSION**

Les essais réalisés sur le terrain et à partir desquels des échantillons d'eau ont été obtenus pour les bioessais avaient pour but de comparer l'influence du type de travail de sol (chisel, charrue et semis direct), du type d'engrais utilisé (organique ou minéral), du mode d'application de ce dernier (à la volée ou en bande) en présence ou non de culture intercalaire sur la toxicité et le potentiel de fertilité des eaux de ruissellement en provenance de quatre sites présentant des textures différentes et cultivés en maïs-grain. En fonction de chaque technique culturale et du temps de prélèvement, les pourcentages d'inhibition et/ou la biomasse cellulaire des différents micro-organismes utilisés lors des tests (Microtox, test d'algue et potentiel de fertilité) ont été mesurés. Dans la présente section on s'est limité à présenter les résultats des sites qui sont les plus révélateurs.

### **4.1. Résultats des échantillons d'eau en provenance des sites**

#### **Saint-Lambert et Deschambault**

La réalisation des bioessais à partir des eaux de ruissellement des sites Saint-Lambert et Deschambault a permis, d'une part d'évaluer la toxicité et le potentiel de fertilité des eaux de ruissellement pour les différentes façons culturales énumérées ci-dessous, permettant ainsi de faire la comparaison au niveau de leur toxicité et de leur potentiel de fertilité.

Les différents traitements étaient:

- Travail du sol avec chisel sans culture intercalaire (la fertilisation entièrement minérale ou entièrement organique)
- Labour au printemps avec charrue à versoirs, avec ou sans culture intercalaire (la fertilisation entièrement minérale ou organique)

Les données sont présentées sous forme de moyennes selon les différents traitements.

#### 4.1.1. Résultats du test Microtox (annexe I)

Le test Microtox, utilisé dans le but de déterminer la toxicité aiguë des échantillons d'eau de ruissellement en milieu agricole avec la bactérie marine bioluminescence P. phosphoreum, montre en général un faible pourcentage d'inhibition aux sites Saint-Lambert et Deschambault. Le Tableau 10 présente les résultats du test Microtox effectué à partir des eaux de ruissellement en provenance du site Saint-Lambert et il montre qu'on assiste en général à une prolifération de la bactérie, ce qui se traduit par des pourcentages d'inhibition négatifs variant de -21.52 à -0.25. Par ailleurs on observe une augmentation de la prolifération de la bactérie entre T1 et T2. Elle est en moyenne de -1.34 pour T1 et -5.00 pour T2.

**Tableau 10: Résultats du test de toxicité Microtox au temps T0, T1, T2  
Site Saint-Lambert**

Traitements	% d'inhibition		
	T0	T1	T2
Chisel-minérale	-21.52	2.26	-6.65
Chisel-organique	-11.37	-3.03	-6.80
Charrue-minérale	-5.52	1.65	-3.02
Charrue-organique	-15.6	-1.45	-2.27
Charrue-intercalaire-minérale	-10.35	-0.25	-6.58
Charrue-intercalaire-organique	-10.70	-7.27	-4.73

Cependant au site Deschambault le pourcentage d'inhibition de la bactérie marine est relativement plus élevé que celui trouvé au site Saint-Lambert (Tableau 11). Cette différence de comportement entre les échantillons en provenance des deux sites peut être attribuable à la différence de texture entre les sols à ces deux sites. En effet, le site Saint-Lambert présente une texture plus fine (teneur en argile supérieure) qui favorise donc l'adsorption des produits toxiques; par contre au site Deschambault, la texture du sol est plus sablonneuse ce qui d'une part pourrait faciliter le lessivage de ces derniers ou tout au moins réduire leur rétention. Ces constatations seront vérifiées avec le test d'algues ultérieurement.

**Tableau 11: Les résultats du test de toxicité Microtox au temps T0, T1, T2 site Deschambault**

Traitements	% d'inhibition		
	T0	T1	T2
Charrue organique	-7.52	7.57	2.75
Charrue minérale	-12.65	8.50	-0.07

Les résultats du test Microtox ont montré que ce test est moins approprié pour déterminer la toxicité des eaux de ruissellement en milieu agricole ; en effet la bactérie marine était moins sensible à la toxicité des échantillons d'eau en milieu agricole. Le pourcentage d'inhibition était en général négatif. Suite à cela on a procédé au test d'algue qui a donné des résultats satisfaisants, permettant ainsi la comparaison des différents traitements.

#### 4.1.2. Résultats du test d'algues (annexe II)

Pour cet essai une date additionnelle de mesures a été ajoutée afin de mieux examiner la tendance en fonction du temps. Les valeurs obtenues à partir du test d'algues montrent en général une toxicité moyenne aux sites Saint-Lambert et Deschambault (Tableaux 12 et 13). On remarque une diminution progressive de la toxicité en fonction du temps et elle atteint un minimum en fin de saison. Elle passe en moyenne de 4.75 au temps T1 à 1.39 unité toxique au temps T3 pour le site de Saint-Lambert et de 6.22 au temps T1 à 1.1 au temps T3 pour le site de Deschambault. L'analyse statistique des données montre qu'il n'y a pas de différence significative entre les différents traitements aux temps T0 et T2. Cependant après l'application des engrais et pesticides (au temps T1) une différence significative est apparue entre les traitements ( $F= 7.28$ ,  $p>F=0.02$ ).

**Tableau 12: Les résultats du test de toxicité avec l'algue S. capricurnutum site Saint-Lambert**

Traitements	Unité Toxique			
	T0	T1	T2	T3
Chisel-minérale	0.79	2.45	3.36	n. d.
Chisel-organique	1	3.61	3.71	n. d.
Charrue-minérale	0.75	3.86	3.88	n. d.
Charrue-organique	0	6.31	4.3	0
Charrue-intercalaire-minérale	3.39	4.17	5.63	1.97
Charrue-intercalaire-organique	0.68	8.13	3.33	2.21

n. d. = non déterminé

Pour le site Saint-Lambert, la toxicité au temps T1 est en moyenne plus faible que celle estimée pour le site Deschambault, ceci peut être expliqué par le phénomène d'adsorption: Le sol au site Saint-Lambert est un loam limono-argileux plus riche en argile et en matière organique comparativement au sol de la série de Chaloupe à Deschambault, ce qui favorise dans le premier sol l'adsorption des éléments nutritifs et des pesticides suite à leur application. En effet, l'accumulation des pesticides à la surface des particules s'effectuera principalement sur les argiles et sur la matière organique, lesquelles sont dotées d'une grande capacité d'adsorption (Villeneuve *et al.*, 1985). Au site Deschambault la texture du sol est plus sablonneuse comme nous l'avons mentionné ce qui se traduit par une rétention moindre des éléments nutritifs et des pesticides.

**Tableau 13: Les résultats du test de toxicité avec l'algue *S. capricornutum* site Deschambault**

Traitements	Unité Toxique			
	T0	T1	T2	T3
Charrue-organique	1.76	11.11	5.50	1.70
Charrue-minérale	0.00	1.33	2.82	0.50

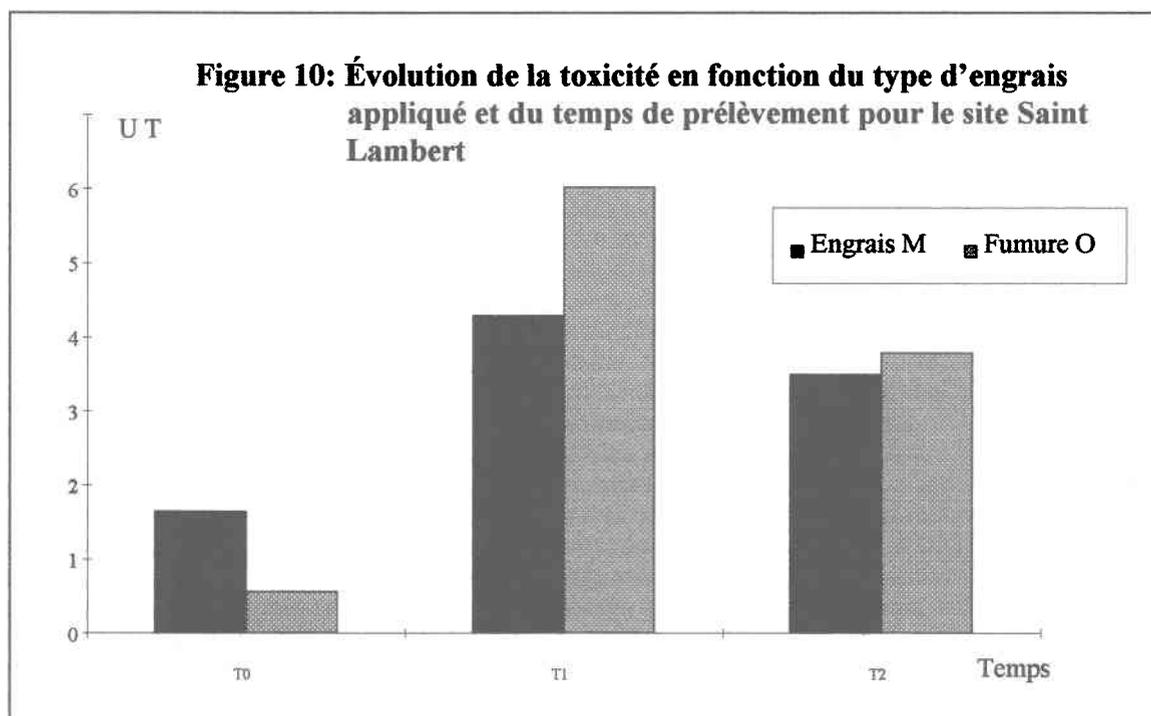
#### 4.1.3. Comparaison des différents traitements utilisés dans ce travail

Au site de Saint-Lambert, l'analyse statistique des données de la toxicité au temps T1 (après traitements des parcelles) des différents traitements montre une différence significatifs entre ces dernières ( $F= 4.94$ ,  $p>F= 0.0154$ ).

#### 4.1.3.1. Effet de la fumure

L'analyse de la Figure 10 montre que la toxicité des eaux de ruissellement en provenance des parcelles qui ont reçu des engrais minéraux azotés ( $UT1 = 3.49$ ), est plus faible en moyenne que celle des échantillons d'eau en provenance des parcelles qui ont été fertilisées à partir d'engrais organiques ( $UT1 = 6.02$ ), cette différence est significative ( $p > F = 0.0224$ ,  $F = 7.28$ ). En effet l'engrais organique utilisé pour la fertilisation des parcelles situées aux sites Saint-Lambert et Deschambault est d'une part riche en azote et phosphore; et d'autre part, cette fumure étant appliquée en surface, une certaine proportion du volume appliqué a pu ruisseler directement vers les réceptacles ou encore être délavée par la première pluie causant le ruissellement et l'entraînement des éléments nutritifs. Les herbicides appliqués sur les plantes ou tombés sur le sol pourraient suivre un cheminement comparable à celui des nutriments. Dans la plupart des sols cultivés, la matière organique est peu abondante; sa quantité augmente cependant lors de l'incorporation d'amendements organiques (fumier de ferme, résidus de récolte). Le carbone organique dissous provenant du carbone organique total peut s'avérer très réactif et influencer de façon importante l'adsorption de plusieurs herbicides dans le sol. En plus d'augmenter le risque de contamination des eaux de surface par les herbicides, l'association matière organique dissoute-herbicide risque d'affecter le comportement de ces derniers dans l'environnement.

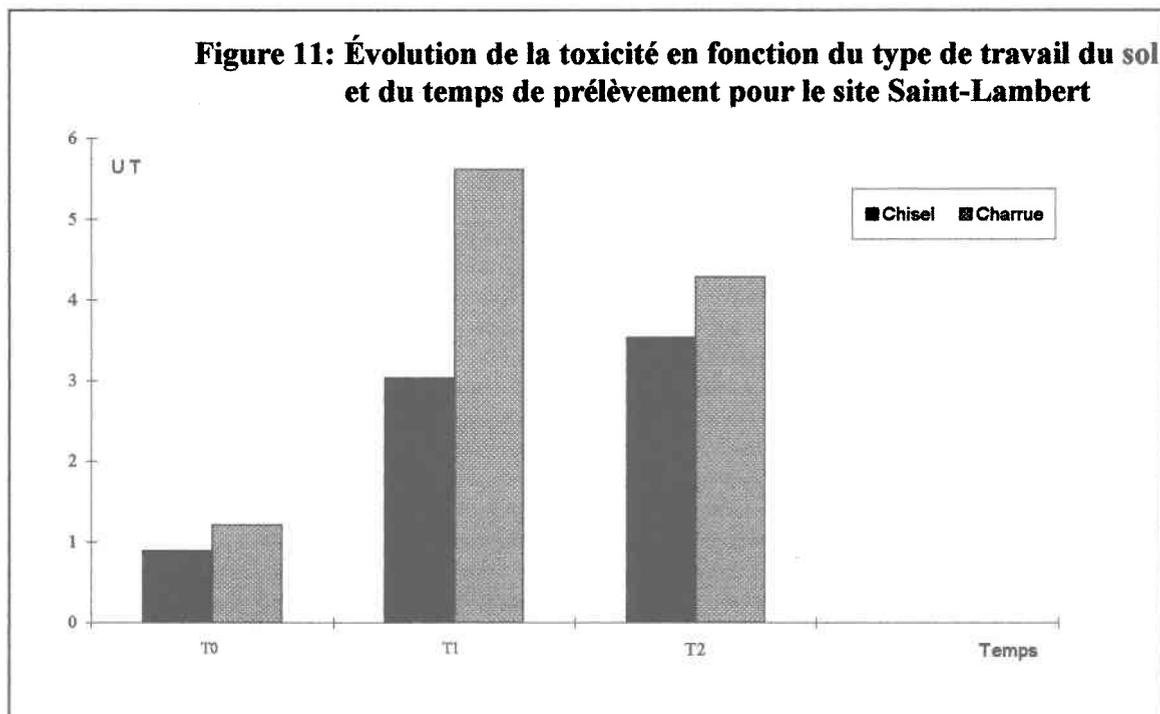
Des analyses chimiques faites dans le cadre de ce projet par Karemangingo (1995) ont montré que les pertes en P dissous ont été élevées dans les traitements avec lisier. De plus, en fonction des fertilisants utilisés en post-levée, le lisier a maintenu le  $NH_4^+$  à des niveaux plus élevés en surface; la fertilisation minérale a généré la charge polluante la moins élevée en  $NH_4^+$ .



#### **4.1.3.1. Effet du travail du sol**

La Figure 11 montre que les échantillons d'eau de ruissellement en provenance des parcelles qui ont été travaillées avec chisel présentent une toxicité plus faible ( $UT_1 = 3.03$ ) que ceux en provenance des parcelles travaillées avec une charrue à versoirs ( $UT_1 = 5.62$ ), cette différence est significative ( $F=3.44$ ,  $p<F=0.099$ ). En effet un travail du sol avec un chisel, laisse une plus forte proportion des résidus en surface comparativement au travail avec charrue, ce qui facilite l'adsorption des produits susceptibles d'accroître le niveau de la toxicité. Par contre le travail avec une charrue laisse très peu de résidus en surface, ce qui est de nature à augmenter le ruissellement et par conséquent la toxicité. Ces résidus sont particulièrement constitués de matière organique qui est l'un des composés les plus complexes et hétérogènes présents dans la nature; mais c'est aussi un facteur fondamental de la productivité du sol. Il a été observé que la matière organique du sol est présentée comme le facteur qui influence le plus le comportement et le sort des pesticides dans le

milieu agricole (Stevenson, 1986).



#### 4.1.4. Résultats du test de potentiel de fertilité (annexe III)

Tel que mentionné, le test du potentiel de fertilité a pour objectif de déterminer l'indice d'enrichissement des échantillons d'eau des différentes parcelles. Le potentiel de fertilité des eaux de ruissellement en provenance du site Saint-Lambert est en moyenne plus faible que celui calculé pour les parcelles du site Deschambault (Tableaux 14 et 15). Tel que mentionné précédemment, la texture du sol pourrait influencer le devenir des éléments nutritifs. En effet la texture du sol à Saint-Lambert est plus riche en argile, ce qui facilite l'adsorption des éléments nutritifs. À Deschambault, la texture du sol est plus sablonneuse ce qui facilite le lessivage de ces derniers.

**Tableau 14: Résultats du potentiel de fertilité au temps T0, T1 et T2  
site Saint-Lambert**

Traitements	Biomasse (mg/l)		
	T0	T1	T2
Chisel-minérale	1.85	2.30	0.45
Chisel-organique	1.15	1.40	0.65
Charrue-intercalaire-minérale	2.16	13.15	0.60
Charrue-intercalaire-organique	21	13.70	6.05
Charrue-minérale	1.90	3.40	1.30
Charrue-organique	1.45	17.55	0.65

Au site Saint-Lambert, le potentiel de fertilité est élevé à modérément élevé au temps T1 (Tableau 14) et devient plus faible au temps T2 (P.F. (T1) moyenne = 8.58 et P.F. (T2) moyenne = 1.61), c'est-à-dire juste avant la récolte. En effet dès le premier événement pluvieux après la fertilisation en post levée une partie des éléments nutritifs appliqués se retrouve dans les eaux de ruissellement, ce qui augmente l'indice d'enrichissement.

Le Tableau 15 montre que les eaux de ruissellement en provenance du site Deschambault ont un potentiel de fertilité très élevé aux temps T0 et T1, et qu'il varie en moyenne entre 50.62 à T1 et 8.47 à T2. En effet le sol au site Deschambault est très riche en résidus végétaux, cela a été confirmé aux cours des autres études dans le cadre du même projet (Karemangingo, 1995). Après la récolte, les résidus végétaux sont enfouis plus ou moins par le travail de sol, menant ainsi à une fixation temporaire d'azote par les micro-

organismes, suivie par une minéralisation. Les nitrates qui sont présents dans le sol à l'automne sont inutilisés pendant l'hiver et le printemps et peuvent être alors lessivés avant d'être utilisés en été (Foster et al., 1982). On remarque également que le potentiel de fertilité des eaux de ruissellement en provenance des parcelles qui ont été traitées avec de l'engrais minéral est plus élevé que celles traitées avec de l'engrais organique.

**Tableau 15: Résultats du potentiel de fertilité au temps T0, T1 et T2  
site Deschambault**

Traitements	Biomasse (mg/l)		
	T0	T1	T2
Charrue-organique	11.80	48.65	4.25
Charrue-minérale	30.80	52.60	12.70

#### **4.2. Résultats des échantillons d'eau en provenance des sites Sorel et Saint-Anicet**

Aux sites Sorel et Saint-Anicet, la détermination de la toxicité et du potentiel de fertilité a pour objectif de comparer l'influence des traitements suivants:

- Travail réduit avec chisel, avec une application de N à la volée ou en bande,
- Labour avec charrue à versoirs, avec une application de N à la volée ou en bande,
- Semis direct avec une application de N à la volée ou en bande.

Les données ont été transformées en moyenne selon les différents traitements.

#### 4.2.1. Résultats du test Microtox (annexe I)

Le test Microtox montre en général un faible pourcentage d'inhibition aux deux sites. Par ailleurs les eaux de ruissellement en provenance du site Sorel (Tableau 16) présentent une toxicité plus élevée que celle au site Saint-Anicet (Tableau 17).

**Tableau 16: Résultat du test de toxicité Microtox aux temps T1, T2  
site Sorel**

Traitements	% inhibition	
	T1	T2
Semis direct-N à la volée	6.70	3.40
Semis direct-N en bande	29.75	48.20
Labour-N à la volée	20.00	7.65
Labour-N en bande	7.00	13.81

**Tableau 17 Les résultats du test de toxicité Microtox aux temps T1  
site Saint-Anicet**

	Unité Toxique	
	T1	T2
Chisel-N à la volée	-12.05	-6.22
Chisel-N en bande	-12.80	n. d.*
Labour-N à la volée	-22.50	-20.70
Labour-N en bande	-27.37	-24.60
Semis direct-N à la volée	-22.20	-17.60

\* n. d. = non déterminé

Le pourcentage d'inhibition de la bactérie est compris entre 3 et 48% au site Sorel et cette toxicité peut être expliquée par une forte application de pesticides (atrazine). Cependant en ce qui concerne le site Saint-Anicet le pourcentage d'inhibition est en général faible. Les résultats montrent qu'il y a une prolifération de la bactérie. Cela se traduit par des pourcentages d'inhibition négatifs qui varient de -27 à -6. Cette différence peut être expliquée par l'influence de la texture du sol; en effet la texture du sol au site Sorel varie de loam à loam-sableux ce qui, en l'absence de résidus organiques, facilite l'entraînement des produits appliqués par lessivage ou par ruissellement lors de la première pluie d'importance. Au site Saint-Anicet, le sol est un loam argileux à argile limoneuse ; la présence d'argile en quantité plus importante à ce sol faciliterait l'adsorption des pesticides. Les interactions qui s'établissent entre les pesticides et les matières particulaires dépendent de plusieurs facteurs particulièrement les propriétés physico-chimiques du

pesticide, de même que les caractéristiques physiques du sol. Les principales caractéristiques du milieu qui ont une influence sur l'ampleur du phénomène d'adsorption sont: les teneurs en eau, en matière organique et en argile (Villeneuve et al. 1985).

#### 4.2.2. Résultats du test d'algue (annexe II)

Les résultats du test d'algue montrent qu'en général la toxicité des eaux de ruissellement en provenance du site Sorel est très élevée (Tableau 18). Au temps T1, la toxicité est en moyenne de 26.99 unités toxiques et elle diminue au temps T2 (UT2 moyenne =5.54). Ceci peut être expliqué par une forte application de pesticides avant l'échantillonnage; leur application a permis d'une part un bon contrôle des mauvaises herbes, mais d'autre part de hausser la toxicité des eaux de ruissellement. Ces constatations vont être confirmées plus loin suite à l'interprétation du potentiel de fertilité.

**Tableau 18: Les résultats du test de toxicité avec l'algue S. capricornutum au site Sorel**

Traitements	Unité Toxique	
	T1	T2
Chisel-N à la volée	25.38	n. d.*
Chisel-N en bande	13.89	n. d.
Semis direct-N à la volée	30.89	n. d.
Semis direct-N en bande	38.46	7.69
Labour-N à la volée	30.59	7.69
Labour-N en bande	22.73	1.23

\* n. d. non déterminée

Les résultats en provenance du site Saint-Anicet montrent que la toxicité aux temps T1 et T2 des eaux de ruissellement est faible (Tableau 19). Elle est plus faible que celle mesurée au site de Sorel (UT1 moyenne = 0.89 et UT2 moyenne = 1.42), cela peut être en partie expliqué par les doses inférieures appliquées et par la texture du sol: elle varie de loam argileux à argile limoneuse au site Saint-Anicet, la présence d'argile et de matière organique facilite l'adsorption des éléments nutritifs et des pesticides. Cependant au site Sorel, la texture du sol est un loam à loam-sableux, texture qui en l'absence de résidus organiques favorise un lessivage des éléments nutritifs et des pesticides.

**Tableau 19: Les résultats du test de toxicité avec l'algue S. capricornutum au site Saint-Anicet**

	Unité Toxique	
	T1	T2
Chisel-N à la volée	1.09	1.94
Chisel-N en bande	0.75	1.00
Labour-N à la volée	1.00	1.73
Semis direct-N à la volée	1.00	1.00
Labour-N en bande	0.63	n. d.*

n. d.\* = non déterminé

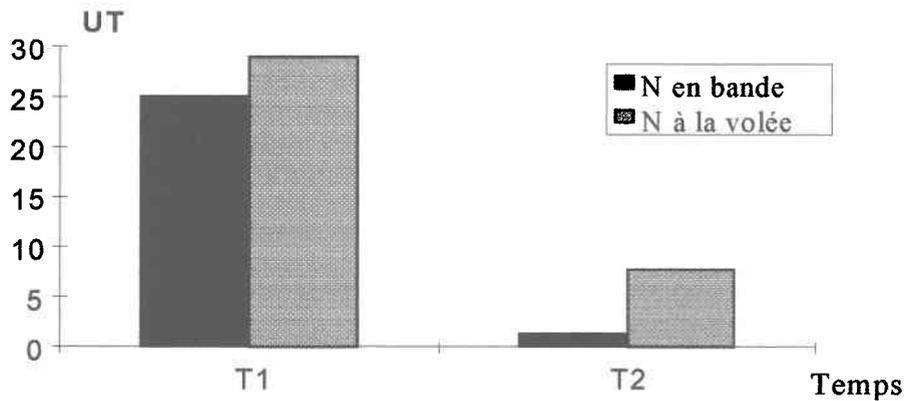
#### 4.2.3. Comparaison des différents traitements utilisés dans ce travail

L'année 1995 fut retenue pour la réalisation de bioessais au moment de la demande de subvention or il s'est avéré que cette année fut plus sèche que les années 1994 et 1996. En général aux sites Sorel et Saint-Anicet, les volumes ruisselés à l'été 1995 ont été faibles

particulièrement en début de saison, de sorte qu'aucun échantillon n'a été obtenu pour le temps T0. La toxicité des eaux de ruissellement à ces deux sites est très forte au temps T1 c'est-à-dire juste après l'application des engrais et pesticides et pour diminuer au temps T2. L'analyse statistique des données du site de Sorel montre qu'il y a une différence significative entre les différents traitements ( $p > F = 0.001$ ).

La Figure 12 montre que le traitement à la volée entraîne une toxicité plus élevée ( $UT1 = 28.95$ ) que celle pour un traitement en bande ( $UT1 = 25.03$ ) ; la différence entre les deux traitements est très significative ( $p > F = 0.001$ ). En effet comme on l'a déjà signalé, le traitement à la volée maintient l'azote en surface rendant plus facile son ruissellement et accroissant ainsi sa disponibilité dans les eaux de surface. L'application de l'azote en bande inclut un apport concentré à proximité de la semence ainsi que son enfouissement dans le sol, ce qui rend son ruissellement beaucoup plus difficile. D'après Barisas et al. (1978), bien que les pertes d'éléments nutritifs sous forme soluble tendent à être réduites avec l'utilisation des façons culturales réduites, des cas d'augmentation ont été rapportés. L'importance relative de ces pertes augmente avec l'efficacité de réduction de l'érosion (Bernard 1992; Chichester et Richardson 1992; Pesant et al. 1987).

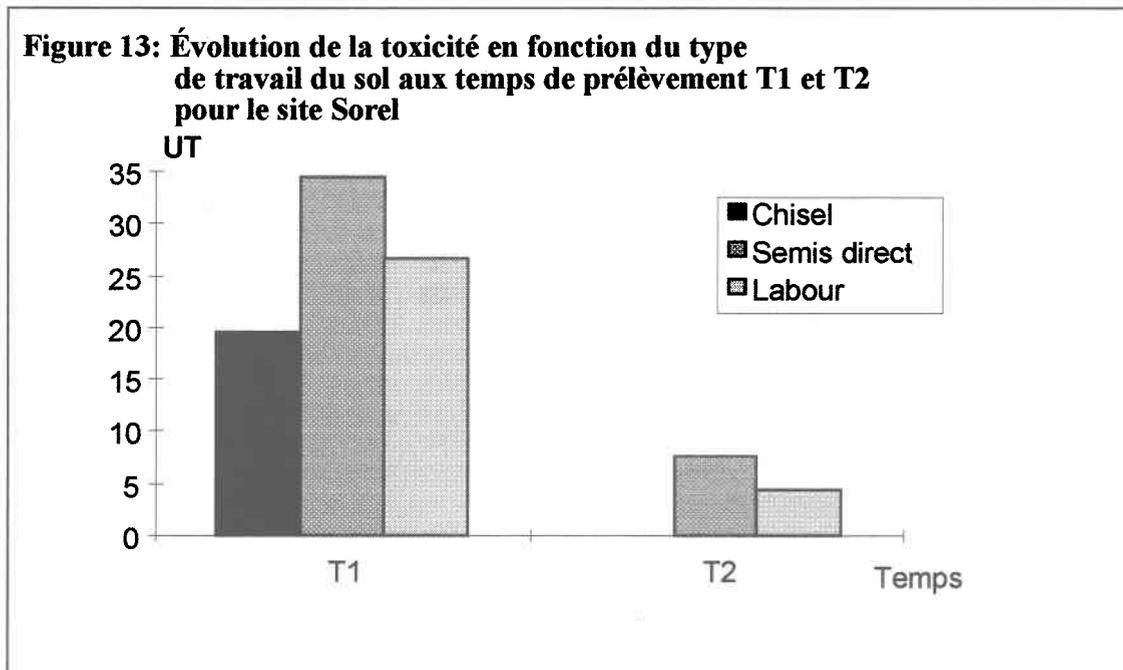
**Figure 12: Évolution de la toxicité en fonction du type d'application de l'azote au temps de prélèvement T1 et T2 pour le site Sorel**



La Figure 13 montre que la toxicité des eaux de ruissellement, en provenance des parcelles soumises au semis direct est plus élevée ( $UT_1 = 34.52$ ), comparée à celle du labour ( $UT_1$  moyenne = 26.66) et du chisel ( $UT_1$  moyenne = 19.63), le traitement statistique montre que ces différences sont très significatives ( $p > F = 0.0001$ ). En effet le chisel permet un travail réduit du sol ce qui comme on l'a déjà mentionné laisse une bonne couverture des résidus en surface. Ces derniers facilitent l'adsorption des pesticides et éléments nutritifs et par conséquent on assiste à une diminution de la toxicité des échantillons d'eau.

Comme il a été signalé antérieurement la matière organique est l'un des composés les plus complexes et hétérogènes présents dans la nature; c'est un facteur fondamental de la productivité du sol. Il a été observé que la matière organique du sol influence le plus le comportement et le sort des pesticides dans le milieu agricole (Stevenson, 1986). En outre, la présence de résidus en surface entraîne une réduction du ruissellement superficiel et les pertes totales d'éléments nutritifs par cette voie (Mostaghimi et al. 1988; Andraski et al. 1985; Angele et al. 1984; Baker et Laflen 1982; Barisas et al. 1978). Cependant avec le

semis direct, les engrais et pesticides peuvent être placés en surface, ce qui facilite leur lessivage dès le premier événement pluvieux.



#### 4.2.4. Résultats du test de potentiel de fertilité (annexe III)

Le potentiel de fertilité des eaux de ruissellement en provenance du site Sorel est en général moyen au temps T1, de plus comme on l'a déjà vu, la toxicité a été très élevée ce qui nous amène à conclure que pour ce site la toxicité est particulièrement associée à une forte application des pesticides.

Au temps T1 le potentiel de fertilité est plus faible que celui au temps T2 (Tableau 20). En effet, l'application de fortes quantités d'engrais et de pesticide (atrazine) au temps T1 peut entraîner par l'effet des interactions antagonistes ou synergiques des ligands organiques et inorganiques, des comportements variés. Un faible potentiel de fertilité au temps T1 devient très élevé au temps T2. D'un point de vue environnemental, le pouvoir complexant des substances humiques peut impliquer à long terme des problèmes de pollution. Une fois adsorbé par la matière organique, un pesticide peut se désorber ou non. La biodisponibilité

des produits toxiques peut décroître avec les teneurs en matière organique et la compétition entre les nutriments et les produits toxiques.

**Tableau 20: Résultats du potentiel de fertilité au temps T1 et T2 Site Sorel**

Traitements	Potentiel de fertilité	
	T1	T2
Chisel-N à la volée	0.60	n. d.*
Chisel-N en bande	0.40	n. d.
Semis direct-N à la volée	0.80	20.00
Semis direct-N en bande	0.50	n. d.
Labour-N à la volée	0.70	80.20
Labour-N en bande	0.40	40.30

\* n. d. = non déterminé

Les résultats en provenance du site Saint-Anicet (Tableau 21) montrent que le potentiel de fertilité aux temps T1 et T2 des eaux de ruissellement est très élevé. Le potentiel de fertilité serait plus élevé que celui des eaux de ruissellement en provenance du site de Sorel. Comme on l'a déjà constaté antérieurement pour le site Sorel, la toxicité des eaux de ruissellement a été plus élevée que celle de Saint-Anicet. Cela confirme que la toxicité au site Sorel serait principalement due à une forte application de pesticides.

**Tableau 21: Résultats du potentiel de fertilité au temps T1 et T2 site Saint-Anicet**

	Potentiel de fertilité	
	T1	T2
Chisel-N à la volée	11.10	56.10
Chisel-N en bande	21.05	176.60
Labour-N à la volée	16.90	n. d.*
Semis direct-N à la volée	0.70	n. d.
Labour-N en bande	20.20	n. d.

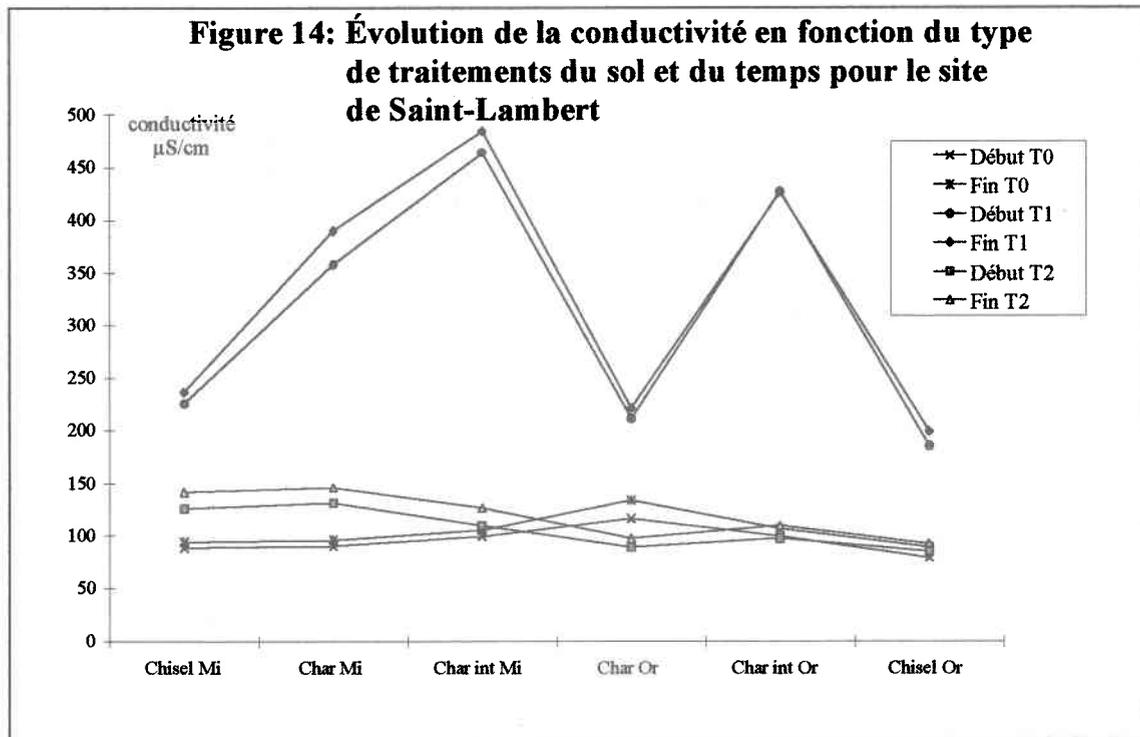
• n. d. = non déterminer

### **4.3. Résultats de la conductivité et du pH (annexe IV)**

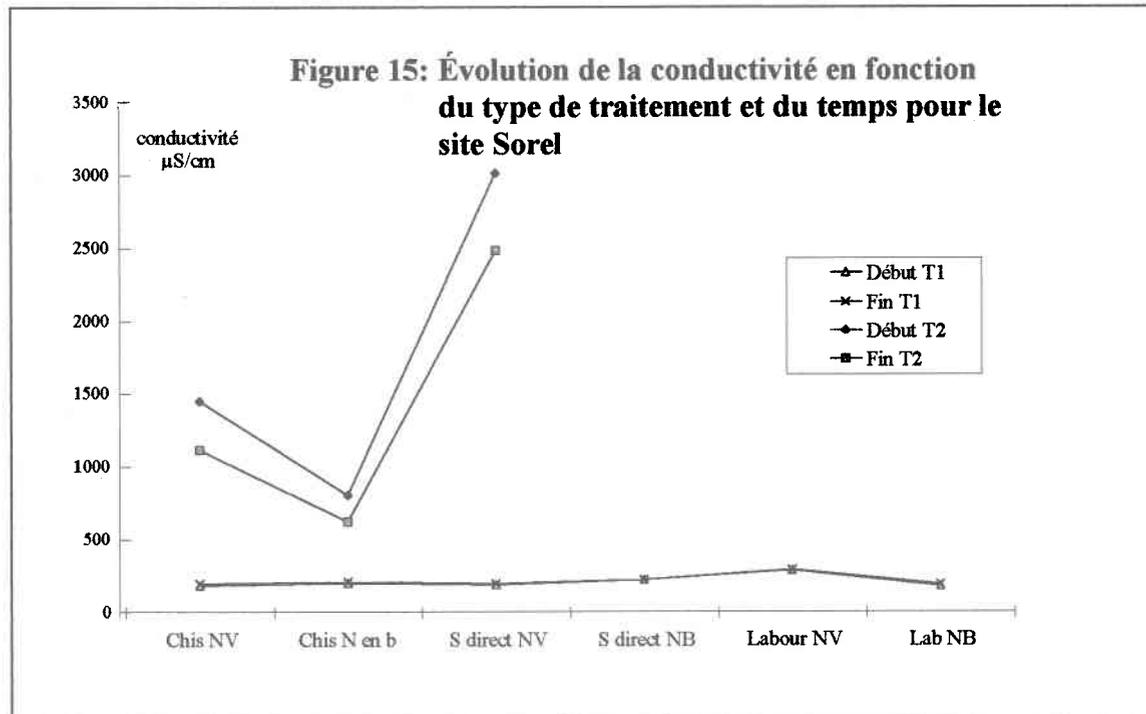
En général, les valeurs de pH mesurées au début et à la fin de chaque test permettent de constater que ce dernier est relativement stable (autour de 7), cela se vérifie pour tous les sites. Par ailleurs la conductivité subit des variations en fonction du temps d'échantillonnage et du type de pratiques culturales.

Les résultats obtenus au cours de cette étude montrent qu'en général la variation de la conductivité entre T0 et T1 est faible, comparée à celle entre T1 et T2 (Figure 14). En effet l'application des engrais et pesticides entraîne une augmentation des sels solubles dans les eaux de ruissellement ce qui provoque une augmentation de la conductivité, leur présence diminuant au cours du temps. Boorman (1977), Broadbent et Carlton (1978) et Tokarz *et al.* (1979) ont trouvé que l'application d'effluents d'élevage augmentait la conductivité (sels solubles), l'azote total, le phosphore et la matière organique du sol.

**Figure 14: Évolution de la conductivité en fonction du type de traitements du sol et du temps pour le site de Saint-Lambert**



La figure 15 permet de vérifier les constatations précédentes. Les eaux de ruissellement provenant des parcelles où l'application de l'azote a été effectuée à volée, présentent une conductivité plus élevée que celles provenant de parcelles où l'azote a été appliqué en bande.



## **CHAPITRE 5**

### **Conclusions et recommandations**

## 5. CONCLUSIONS ET RECOMMANDATIONS

Cette étude a permis d'évaluer la toxicité et le potentiel de fertilité des eaux de ruissellement en milieu agricole et d'étendre les conclusions au niveau de leurs répercussions ponctuelles sur l'environnement en milieu agricole.

De plus elle a permis, d'une part de confirmer certains faits établis à partir d'analyses physico-chimiques concernant les pratiques culturales en relation avec le mode d'épandage de l'azote, l'application des pesticides, la texture du sol et le mode de travail de sol.

Ainsi entre les différentes façons de travail du sol, le chisel s'est avéré une pratique moins à risque que la charrue à versoirs et le semis direct au niveau de la qualité des eaux de ruissellement. Le semis direct s'est avéré le type de travail du sol qui génère la toxicité des eaux la plus élevée. De ce point de vue, le choix du travail du sol réduit avec le chisel qui est intermédiaire entre celui effectué avec la charrue à versoirs et le semis direct peut être intéressant puisqu'il permet de diminuer les risques de contamination des eaux de ruissellement en milieu agricole.

Les résultats ont montré également que le type d'engrais (organique ou inorganique) utilisé dans les cultures à grand interligne (culture du maïs-grain) et leur mode d'application, peuvent influencer la toxicité des eaux de ruissellement en milieu agricole. Ainsi l'application du lisier entraîne une toxicité plus élevée des eaux de ruissellement, que lorsqu'on applique de l'engrais minéral, ceci pourrait être associé au fait que l'engrais organique est laissé en surface suite à l'épandage dans l'essai Saint-Lambert et Deschambault. De plus l'application de l'azote à la volée entraîne une toxicité plus élevée des eaux de ruissellement que l'application de N en bande. Ceci permet de conclure que pour les cultures à grand interligne, l'enfouissement de l'engrais demeure un facteur qui contribue à atténuer de façon importante ces risques puisqu'il réduit le contact direct entre l'eau et l'engrais en question.

Le test d'algue a prouvé qu'il peut être un bon instrument d'étude dans le cas des eaux de ruissellement d'origine agricole. Il peut être combiné avec les analyses chimiques pour estimer la toxicité et le potentiel de fertilité des eaux de ruissellement d'origine agricole. Cependant dans les conditions expérimentales retenues, le test Microtox a montré en général une faible toxicité sinon une prolifération de la bactérie P. phosphoreum. Cela peut être expliqué par une faible sensibilité de la bactérie marine au type de toxicité même aiguë des eaux de ruissellement d'origine agricole.

La qualité de l'eau de surface est liée en partie à une bonne gestion des sols agricoles et à une utilisation rationnelle des engrais et des pesticides. Comme on l'a constaté au cours de ce travail, une utilisation massive d'engrais et de pesticides par les agriculteurs (site Sorel) peut entraîner une toxicité très élevée, cependant quand les engrais et pesticides sont appliqués à doses plus réduites (site Saint-Lambert situé à la station de recherche du MAPAQ), le potentiel de fertilité et la toxicité des eaux de ruissellement sont relativement moins importants. En conséquences, cela incite les responsables dans le domaine de l'environnement et de l'agriculture à veiller à une utilisation rationnelle et au respect des doses recommandées pour les pesticides et les engrais.

Cette étude a aussi permis de constater que lors de suivis d'applications des pesticides, le comportement et le sort de ces derniers dans les eaux de ruissellement étaient fonction de la nature et de la quantité des substances humiques présentes dans le milieu. Les pesticides peuvent être adsorbés ou désorbés, ce phénomène dépend de plusieurs facteurs (cas du site Saint-Lambert où le sol est plus riche en matière organique que celui de Deschambault et où la toxicité des échantillons d'eau a été plus faible). Il en résulte qu'une bonne connaissance des interactions pesticides-matière organique est nécessaire à la maîtrise d'une utilisation rationnelle des pesticides en agriculture.

Pour les sites Saint-Lambert et Deschambault, la détermination de la toxicité et du potentiel de fertilité des eaux de ruissellement avec l'algue S. capricornutum, montre que cette toxicité est particulièrement due à une forte présence d'éléments nutritifs. En effet à

ces deux sites, le potentiel de fertilité varie de très élevé à modérément élevé au temps T1, ce qui reflète une forte teneur en phosphore et en azote. De plus l'application du tropotox, qui est un pesticide moins toxique que l'atrazine, n'a pas été efficace pour le traitement des mauvaises herbes. Aux sites de Sorel la toxicité est particulièrement due à l'application des pesticides (atrazine) ; en effet la toxicité a été très élevée au temps T1, cependant le potentiel de fertilité a été faible.

Cette étude permet de constater que le niveau de matière organique dans le sol, peut influencer l'ampleur des problèmes environnementaux en milieu agricole. Le comportement des pesticides et le sort de ces derniers dans les eaux de ruissellement suite à leur application, seront affectés différemment selon les substances humiques présentes dans le milieu. Ils pourront être adsorbés ou désorbés dans le milieu en fonction de plusieurs facteurs. Il en résulte qu'une bonne connaissance des interactions pesticides-matière organique est souhaitable pour assurer une meilleure utilisation des pesticides en agriculture.

Cette étude a permis d'évaluer l'impact des différentes pratiques culturales et de l'utilisation des engrais et des pesticides sur la qualité de l'eau, cependant il serait très intéressant de combiner ces tests avec des analyses chimiques particulièrement des pesticides, de l'azote et du phosphore, en vue de permettre d'évaluer la toxicité et le potentiel de fertilité et de mieux identifier les produits générateurs de ces derniers.

# **RÉFÉRENCES**

**Bibliographie**

## **6. BIBLIOGRAPHIE**

AFEQ (1990). Guide de fertilisation. 3e édition. Association des fabricants d'engrais du Québec, Montréal. 139p.

AGRICULTURE CANADA-ENVIRONMENT CANADA (1990). Pesticide registrant survey report. Prepared by the commercial Chemicals Branch of Environment Canada. Ottawa, Ontario.

ANDRASKI, B.J., D.H. MUELLER et T.C. DANIEL (1985). Phosphore losses in runoff as affected by tillage. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 49:1523-1527.

ANGELE, J.S., G. McCLUNG, M.S. McINTOSH, P.M. THOMAS, D.C. WOLF (1984). Nutrient losses in runoff from conventional and no-till corn watersheds. *J. Environ. Qual.* 13:431-435.

APHA(AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION), AWWA(AMERICAN WATERWORKS ASSOCIATION) et WPCF(WATER POLLUTION CONTROL FEDERATION) (1980). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*, 15<sup>e</sup> édition, APHA, Washington.

APHA(AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION), AWWA(AMERICAN WATERWORKS ASSOCIATION) et WPCF(WATER POLLUTION CONTROL FEDERATION) (1985). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*, 16<sup>e</sup> édition, APHA, Washington.

AZEVEDO, J. et P.R. STOUT (1974). *Farm animal manures. Manual 44*, University of California, Agr. Exp. Stat. Davis, California, U.S.A.

BAILEY, G.W., SWANK et H.P. NICHOLSON (1974). Predicting Pesticide Runoff from Agricultural Land: A Conceptual Model. *J. Environ. Qual.*, 3: 95-102

- BAKER, J.L. et J.M. LAFLEN (1982). Effects of corn residue and fertilizer management on soluble nutrient runoff losses. Trans. ASAE 25:344-348.
- BARISAS, S.G., J.L. BAKER, H.P. JOHNSON et J.M. LAFLEN (1978). Effect of tillage systems on runoff losses of nutrients. A rainfall simulation study. Trans. ASAE 21:893-897.
- BERNARD, C. (1992). Contrôle de l'érosion hydrique et des pertes de nutriments par le travail réduit du sol dans la production de maïs. Symposium sur l'érosion des terres agricoles en milieu tempéré de plaines et de collines. Saint-Cloud, Paris, France. 25-29 mai 1992.
- BOORMAN, C.V. (1977). Land application of swine waste residue for integrated crop production. In: Food fertilizer and agricultural residues. R. Loehr (ed.) Ann Arbor Science Publishers, Ann Arbor, 605-620
- BOUCHARD, R. (1986). Cartographie des paramètres environnementaux de l'élevage du porc à partir d'un système d'information à référence spatiale (S.I.R.S). Thèse de maîtrise présentée à la faculté des lettres, Université laval. 133p.
- BRADY, N.C. (1974). The nature and properties of soils. 8e edition. MacMillan Publishing Co., New York.
- BROADBENT, F.E. et A.B. CARLTON (1978). Field trials with isotopically labeled nitrogen fertilizer. In: Nitrogen in environment, Nielson, D.R. and MacDonald, J.G. (eds). Academic Press, New York, p. 1-41.
- CAMPBELL, P. (1988). Cours 7104-Eaux courantes, Chapitre III: Variabilité régionale de la qualité physico-chimique des eaux courantes. INRS-EAU. Université du Québec, Québec. 93p.
- CARTER, C.W. et I.H. SUFFET (1982). Binding of DDT to Dissolved Humic Materials.

- Environ. Sci. Technol., 16(11): 735-740.
- CCREM (1987). Canadian Water Quality Guidelines. Prepared by the Task Force on Water Quality Guidelines of the Canadian Council of Resource and Environment Ministers. Ottawa, Ontario.
- CHESTERS, G., G.V. SIMSIMAN, J. LEVY, B.J. ALHAJJAR, R.N. FATHULLA et J.M. HARARKIN (1989). Environmental Fate of Alachlor and Metolachlor. Reviews of Environmental Contamination and Toxicology, Vol. 110. New York, Springer-Verlag, pp
- CHICHESTER, F.W., et C.W. RICHARDSON (1992). Sediment and nutrient loss from clay soils as affected by tillage. J. Environ. Qual. 21:587-590.
- COUILLARD, D. et J. F. LI (1993). Assessment of manure application effects upon the runoff water quality by algal assays and chemical analysis. Environ. Pollut. 80:
- COUILLARD, D et R. TRUDEL (1981). Influences des rejets d'usines de pâtes et papiers sur les macro-invertébrés, les bactéries et eutrophisation d'une rivière. Water Research, 15:1331-1342.
- COUTURE, P. et S. VISSER (1978). Évaluation à l'aide d'un bioessai de l'effet de facteurs environnementaux sur la fertilité potentielle des eaux de la rivière Desaulniers, Baie James.
- CRANE, S.R., P.W. WESTERMAN et M.R. OVERCASH (1981). Short-term chemical transformations following land application of poultry manure. Trans. ASAE; 24(2):382-390.
- ELINE P. MEULENBERG, WIMH. MULDER et PETER G. STOKS (1995). Immunoassays for pesticides, pp553-560.

- ENVIRONNEMENT CANADA (1979a). Analytical Methods Manual. Environnement Canada, Direction générale des eaux intérieures, Hull.
- ENVIRONNEMENT CANADA (1979b). Culture and Toxicity Testing Methods using *Daphnia pulex* at the Aquatic Toxicology Laboratory. Environnement Canada, Service de la protection de l'environnement, Région du Nord-Ouest, Edmonton, 17p.
- ENVIRONNEMENT CANADA (1987). Recommandations pour la qualité des eaux au Canada. Conseil canadien des ministres des ressources et de l'environnement, chapitre 6.
- ENVIRONNEMENT CANADA (1990). Recommandations sur la qualité de l'eau pour l'atrazine au Canada. Étude No 168, Série scientifique. Direction générale des eaux intérieures, Direction de la qualité des eaux, Ottawa, Ontario, P101.
- ENVIRONNEMENT QUÉBEC (1980). Méthodes d'analyse des organochlorés et des biphényles polychlorés dans l'eau, les sédiments, les sols, les milieux biologiques, l'air et les hydrocarbures. Environnement Québec, Bureau d'études sur les substances toxiques, Québec, 184p.
- FOSTER S.S.D., A.C. CRIPPS et A. SMITH-CARRINGTON (1982). Nitrate leaching to groundwater. In 'The Nitrogen Cycle', Royal Society, London.
- FRANK R. et G.J. SIRONI (1979). Atrazine: its use in corn production and its loss in stream waters in southern Ontario, 1975-1977. *Sci. Total Environ.* 12, 223-239.
- GANGBAZO, G., A. R. PESANT, D. CLUIS et D. COUILLARD (1992). Etude en laboratoire du ruissellement et de l'infiltration de l'eau suite à l'épandage du lisier de porc. *Can. J. Agric. Enginneering* 34 (1): 17-26.

- GANGBAZO, G. , A.R. PESANT, D. CLUIS et D. COUILLARD (1993). Effet du lisier de porc sur la charge d'azote et de phosphore dans l'eau de ruissellement sous des pluies simulées. *Can. J. Agricul. Engeneering* 35(2): 97-104.
- GERRITSE, R.G. (1976). Phosphorus compounds in pig slurry and their retention in the soil. *In: Utilization of manure by land spreading, a seminar on the EEC programme of co-ordination of research on effluents organized by the Instituto Sperimentale Agronomico, Modena, Italy*, p. 257-266.
- GOSWAMI, K.P. et R.E. GREENE (1971). Microbial Degradation of the Herbicide Atrazine and its 2-Hydroxy Analog in Submerged Soils. *Environmental Science and Technology*, 5(5): 426-429.
- GREENE, J.C., W.E. MILLER, T. SHIROYAMA et T.E. MALONEY (1975). Utilisation of algal assays to assess the effects of municipal, industrial and agricultural wastewater effluents upon phytoplankton production in the Snake River. *Water Air Soil Pollution*, 4:415-434.
- JOUBERT, G. (1980). A bioessay application for quantitative toxicity measurements, using the green algae *Selenastrum capricornutum*. *Water Research*, 14:1759-1763.
- JOUBERT, G. (1983). Méthode détaillée pour la mesure quantitative de la toxicité avec l'algue *Selenastrum capricornutum*. Ministère de l'Environnement du Québec, 29p.
- KALLQVIST .T. The application of an algal assay to assess toxicity and eutrophication in polluted streams, pp121-128.
- KAREMANGIGO, C. (1995). Influence du type de fumure et des plantes intercalaires dans la culture du maïs sur l'érosion et le lessivage de l'azote et du phosphore. Thèse de maîtrise présentée à l'université Laval. 230p.

- KUO, S. et A.S. BAKER (1982). Effect of soil drainage on phosphorus status and availability to corn in long-term manure-amended soils. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 46: 744-747.
- LAVERDIÈRE, M.R. (1995). Notes de cours en conservation des sols et des milieu (SLS-19937). Un. Laval. 390p.
- LAVERDIÈRE, M.R., D. BACHAND et C. KARAMANGINGO (1995). Déplacement de l'azote et du phosphore dans le sol et les eaux de surface et souterraines, suite à l'application de fertilisants organiques et inorganiques. Rapport préliminaire Congisol inc. 21p.
- LEBARON, H.M. (1970). Ways and means to influence the activity and the persistence of triazine herbicides in soils. *Residue Rev.*, 32: 311.
- LEBLANC, R. (1989). Conservation des sols: Légumineuses et travail minimum pour aider à la conservation du sol. *Le producteur agricole*, Mars: 19-20.
- LECOMTE, P. et al. (1996). Bilan des ventes de pesticides au Québec, 1992-1994. Ministère de l'Environnement et de la Faune. Direction des politiques des secteurs agricole et naturel. 91p.
- LOZANO, R et J. R PRATT (1993). Interaction of toxicants and communities: the nutrients. pp 361-368.
- Mc CORMICK, L.L. et A.E. HILTBOLD (1966). Microbial decomposition of atrazine and diuron in soil, *Weeds*, 14:77.
- Mc RAE, B. (1989). The characteristerization and identification of potentially leachable pesticides and areas vulnerable to groundwater contamination by pesticides in canada. Agriculture Canada, Ottawa. Backgrounder 89-01.

- MOORE, I.D. (1981). Effect of Surface Sealing on Infiltration. *Trans. ASAE*, 24(5): 1546-1552.
- MORTLAND, M.M. et K.V. RAMAN (1967). Catalytic Hydrolysis of Some Organic Phosphate Pesticides by Copper (II). *J. Agric. Food Chem.*, 15: 163-167.
- MOSTAGHIMI, S., T.A. DILLAHA, V.O. SHANHOLTZ (1988). Influence of tillage systems and residue levels on runoff, sediment, and phosphorus losses. *Trans. ASAE* 31:128-132.
- PESANT, A.R., J.L. DIONNE et J. GENEST (1987). Soil and nutrient losses in surface runoff from conventionnal and no-till corn systems. *Can. J. Soil Sci.* 67:835-843.
- RASCHKE, R.L. et D.A. SCHULTZ. (1987). The use of the algal growth potential test for data assessment. *J. Water Pollut. Cont. Fed.* 59:222-227.
- RITTER, W.F. (1986). La pollution diffuse: sources, impacts sur l'agriculture et perspectives. Traduit par R. Lagacé et A. St-Yves. Publié dans la pollution diffuse et la protection de l'environnement. 13e Colloque de Génie Rural, Université Laval. Québec, Canada, 20p.
- SCHLINDLER, D.W. (1977). Evolution of phosphorus limitation in lakes. *Science* 195: 260-262.
- SHARPLEY, A. N., S.C. CHAPRA, R. WEDEPOHL, J.T. DANIEL et K.R. REDDY (1994). Managing agricultural phosphorus for protection of surface waters: Issues and options. *J. Environ. Qual.* 23: 437-451.
- SKULBERG, O. (1964). Algal problems related to the eutrophication of european water supplies, and a bio-assay method to assess fertilizing influences of pollution of

- inland waters. In: *Algae and Man*. Plenum press N.Y. pp 262-299.
- STEVENSON, F.J. (1986). Cycles of soil carbon, nitrogen, phosphorus and sulfur micro-nutrients. John Wiley and Sons. N.Y. 369p
- TAIGANIDES, E.P. et T.E. HAZEN (1966). Properties of farm animal excreta. *Trans A. S. A. E.*, 9 : 374 - 376.
- TOERIEN, D.F., HUANG, C.H., RADIMSKY, J., PEARSON, E.A. et J. SCHERFIG (1971). Final report provisional algal assay procedures. Water Quality office, EPA, 211p.
- TOKARZ, M.B., SCHULTE, D.D. et G.E. LALIBERTÉ (1979). Characterization and assessment of non-point source pollution. Environment Canada, I.W.D. University of Mnitoba, Manitoba, 242 p.
- TROTTER, D.M., A. BRIL, M.P. WONG et R.A. KENT (1990). Canadian water quality guidelines for atrazine. Inland Waters Directorate, Water Quality Branch, Ottawa. Scientific Series No.168.
- U.S. EPA (1987). Water Quality Advisory. Aquatic Life and Human Health. Metolachlor. Draft document, Office of Water Regulations and Standards, Criteria and Standards Division.
- VAN COLLIE, BERMINGHAM, BLAISE PLUNIER et VEZEAU (1990). Méthdologie d'évaluation écotoxicologique des effluents développée au centre Saint-Laurent, 158p.
- VILLENEUVE, J.P., D. ISABEL, L. WILSON et P.G. CAMPBELL (1985). Étude de la compréhension des eaux souterraines au Québec par les pesticides, 81p.

VOLLENWEINDER, R.A. (1968). Les bases scientifiques de l'eutrophisation des lacs et des eaux courantes sous l'aspect particulier du phosphore et de l'azote comme facteurs d'eutrophisation. OCDE' Paris, Rapport DAS/CSI/68.29, 182p.

WESTERMAN, P.W. et M.R. OVERCASH (1981). Short-term attenuation of runoff potential of land-applied swine and poultry manure. Dans: Proc. 4th International Symposium on livestock waste/1980. St-Joseph, Mich., p289-292.

## **ANNEXES**

# **ANNEXE I**

## **Résultats du test Microtox**

### Tests microtox échantillons T0

Site: Saint Lambert (A)

# bout. (type éch.)	# labo.	Conc. % V/V	I0	I5	% inh. (5 min)	I15	% inh. (15 min)
Témoin			94	80		67	
CO95-01A T0	1	50	94	85	-5.0	87	-20.0
		50	89	83	-7.3	84	-20.6
CO95-02A T0	2	50	82	66	3.8	62	-3.6
		50	79	71	-3.8	67	-10.7
CO95-03A T0	3	50	84	71	0.5	68	-8.1
		50	74	72	-9.0	69	-16.3
CO95-04A T0	4	50	88	80	-5.1	79	-16.3
		50	93	84	-4.9	83	-16.7
CO95-05A T0	5	50	93	83	-3.9	83	-16.7
		50	90	83	-6.4	81	-16.9
Témoin			92	64		62	
CO95-06A T0	6	50	90	75	1.6	76	-11.9
		50	91	77	0.4	78	-13.1
CO95-07A T0	7	50	71	63	-2.6	63	-12.4
		50	70	81	-21.4	83	-33.1
CO95-08A T0	8	50	79	49	18.2	48	8.3
		50	77	70	-4.5	71	-16.1
CO95-09A T0	9	50	75	68	-4.2	68	-14.5
		50	80	72	-3.9	73	-16.0
CO95-10A T0	10	50	80	67	1.1	69	-12.0
		50	69	65	-6.3	67	-17.8
Témoin			93	84		80	
CO95-11A T0	11	50	86	79	-1.3	82	-8.0
		50	87	73	5.6	76	-1.2
CO95-12A T0	12	50	92	82	1.1	87	-7.9
		50	94	85	-0.1	90	-9.1

**Tests microtox échantillons T1 Saint Lambert**

Précipitation:95-07-9

# bout. (type éch.)	# labo.	Conc. % V/V	I0	I5	% inh. (5 min)	I15	% inh. (15 min)
Témoin			94	74		74	
CO95-29 T1	1	50	84	59	7.1	55	11.1
		50	72	49	7.7	46	10.7
CO95-30 T1	2	50	84	63	3.1	61	5.1
		50	78	58	3.4	56	5.4
CO95-31 T1	3	50	81	64	-0.2	63	0.8
		50	78	62	-0.6	59	2.4
CO95-32 T1	4	50	85	40	26.9	38	28.9
		50	82	65	-0.4	66	-1.4
CO95-33 T1	5	50	69	53	1.3	52	2.3
		50	74	55	3.3	54	4.3
CO95-34 T1	6	50	82	71	-6.4	70	-5.4
		50	75	65	-6.0	62	-3.0
CO95-35 T1	7	50	71	58	-2.1	54	1.9
		50	76	65	-5.2	60	-0.2
CO95-36 T1	8	50	79	70	-7.8	66	-3.8
		50	83	72	-6.7	69	-3.7
CO95-37 T1	9	50	85	72	-5.1	73	-6.1
		50	79	70	-7.8	70	-7.8
CO95-38 T1	10	50	83	71	-5.7	71	-5.7
		50	81	69	-5.2	69	-5.2
CO95-39 T1	11	50	76	63	-3.2	62	-2.2
		50	88	71	-1.7	71	-1.7
CO95-40 T1	12	50	88	79	-9.7	78	-8.7
		50	91	81	-9.4	80	-8.4
CO95-41 T1	13	50	87	75	-6.5	75	-6.5
		50	89	76	-5.9	76	-5.9
CO95-42 T1	14	50	94	89	-15.0	90	-16.0
		50	88	73	-3.7	74	-4.7
CO95-43 T1	15	50	93	68	5.2	68	5.2
		50	87	67	1.5	67	1.5
CO95-44 T1	16	50	87	77	-8.5	77	-8.5
		50	78	70	-8.6	71	-9.6

Tests microtox échantillons T2 Saint Lambert

Echantillonnés:95-07-25

# bout. (type éch.)	# labo.	Conc. % V/V	I0	I5	% inh. (5 min)	I15	% inh. (15 min)
Témoin			94	83		82	
CO95-59T2	1	50	104	88	3.8	90	0.7
		50	105	90	2.7	90	1.6
CO95-60T2	2	50	98	75	11.5	74	11.5
		50	86	74	1.9	72	3.0
CO95-61T2	3	50	112	100	-1.1	96	1.7
		50	90	87	-7.5	82	-3.5
CO95-62T2	4	50	84	70	4.2	68	5.3
		50	88	77	0.7	79	-2.2
CO95-63T2	5	50	78	68	0.9	65	3.0
		50	89	76	2.6	76	1.6
CO95-64T2	6	50	87	76	0.8	73	2.9
		50	81	77	-5.5	76	-5.3
CO95-65T2	7	50	79	62	7.8	63	5.9
		50	85	67	8.1	67	7.1
CO95-66T2	8	50	85	71	4.1	72	2.1
		50	76	67	0.1	67	-0.7
CO95-67T2	9	50	88	79	-1.3	82	-5.2
		50	83	72	1.3	74	-1.6

Tests microtox échantillons T2 Saint Lambert

(Suite)

Echantillonnés:95-07-25

# bout. (type éch.)	# labo.	Conc. % V/V	I0	I5	% inh. (5 min)	I15	% inh. (15 min)
Témoin			94	83		82	
CO95-68T2	10	50	64	73	-16.5	71	-15.2
		50	85	84	-8.9	83	-8.9
CO95-69T2	11	50	77	80	-12.0	83	-15.8
		50	85	77	-1.9	79	-4.9
CO95-70T2	12	50	91	82	-1.6	85	-5.6
		50	87	83	-6.2	85	-9.1
CO95-71T2	13	50	81	78	-6.5	79	-8.3
		50	70	66	-4.2	68	-6.9
CO95-72T2	14	50	81	81	-9.5	79	-8.3
		50	78	77	-8.1	81	-13.0
CO95-73T2	15	50	81	78	-6.5	84	-13.3
		50	53	54	-7.2	55	-8.8
CO95-74T2	16	50	79	80	-10.2	82	-13.1
		50	85	81	-5.9	84	-9.9
CO95-75T2	17	50	82	80	-7.6	80	-8.5
		50	85	82	-6.9	83	-8.9
CO95-76T2	18	50	82	79	-6.6	88	-16.5
		50	85	86	-10.9	80	-5.9

Tests microtox échantillons T3 Saint Lambert

Echantillonnés:95-09-01

# bout. (type éch.)	# labo.	Conc. % V/V	I0	I5	% inh. (5 min)	I15	% inh. (15 min)
Témoin			94	72		72	
CO95-77T3	1	50	87	65	1.6	68	-1.4
		50	81	61	1.0	64	-2.0
CO95-78T3	2	50	87	60	6.6	66	0.6
		50	86	67	-1.1	69	-3.1
CO95-79T3	3	50	85	66	-0.9	67	-1.9
		50	77	61	-2.0	61	-2.0
CO95-80T3	4	50	79	62	-1.5	64	-3.5
		50	75	61	-3.6	62	-4.6
CO95-81T3	5	50	78	60	-0.3	63	-3.3
		50	88	62	5.4	66	1.4
CO95-82T3	6	50	78	63	-3.3	64	-4.3
		50	76	60	-1.8	61	-2.8

**Tests microtox T0**  
**Site: Deschambault**

#échan.	#Lab.	Conc. %V/V	10	15	%inh (5 min)	115	%inh. (15 min)
témoin			93	84		80	
CO95-13TC	13	50	94	85	-0.1	89	-8.1
		50	89	78	2.4	81	-4.4
CO95-13TC	14	50	85	81	-4.2	85	-11.9
		50	80	86	-13.7	91	-22.2
CO95-13TC	15	50	83	78	-3.0	80	-8.6
		50	85	77	-0.2	81	-7.9
CO95-13TC	16	50	78	71	-0.5	74	-6.9
		50	91	85	-2.8	89	-10.7

**Tests microtox T1**  
**Site: Deschambault**

#échan.	#Lab.	Conc. %V/V	10	15	%inh (5 min)	115	%inh. (15 min)
témoin			95	74		67	
CO95-45T1	1	50	85	57	9.2	53	6.9
		50	82	54	9.9	51	6.8
CO95-46T1	2	50	85	69	-2.8	65	-5.1
		50	87	68	-0.2	65	-3.6
CO95-47T1	3	50	82	65	-1.1	58	-0.2
		50	93	61	11.4	57	8.6
CO95-48T1	4	50	82	69	-5.1	61	-3.2
		50	83	65	-0.3	58	0.5

Tests microtox échantillons T2 Deschambeault

Echantillonnés:95-09-05

# bout. (type éch.)	# labo.	Conc. % V/V	I0	I5	% inh. (5 min)	I15	% inh. (15 min)
Témoin			95	72		69	
CO95-83T2	1	50	90	68	11.5	74	4.5
		50	83	65	8.3	68	4.4
CO95-84T2	2	50	78	62	6.9	65	3.0
		50	77	57	11.0	60	7.2
CO95-85T2	3	50	83	59	14.3	62	10.4
		50	91	67	13.4	66	13.4
CO95-86T2	4	50	80	47	23.6	56	13.8
		50	89	68	10.6	70	7.6

**Tests microtox T1**

Site: Sorel

#échan.	#Lab.	Conc. %V/V	I0	I5	%inh (5 min)	I15	%inh. (15 min)
témoin			93	79		76	
C95-1720T1	1	50	85	72	0.2	71	-1.5
		50	83	71	-0.5	72	-4.2
C95-1819T1	2	50	80	54	14.0	53	12.4
		50	78	58	8.3	57	6.7
C95-12124T	3	50	91	69	8.3	70	4.4
		50	86	61	12.1	61	9.3
C95-2223T1	4	50	88	45	29.8	44	27.9
		50	75	42	21.7	39	22.3
C95-2528T1	5	50	86	60	13.1	61	9.3
		50	83	81	-10.5	80	-12.2
C95-2627T1	6	50	84	76	-4.6	72	-3.4
		50	84	56	15.4	59	9.6

**Tests microtox T2**

Site: Sorel

#échan.	#Lab.	Conc. %V/V	I0	I5	%inh (5 min)	I15	%inh. (15 min)
témoin			95	79		76	
C95-87T2	1	50	87	82	-8.1	82	-10.9
		50	92	84	-5.8	86	-10.8
C95-88T2	2	50	88	54	20.8	45	26.9
		50	91	57	20.3	49	25.4
C95-89T2	3	50	85	32	40.2	33	36.5
		50	83	31	39.5	32	35.8
C95-90T2	4	50	87	37	36.9	14	57.1
		50	86	34	39.1	31	39.3
C95-91T2	5	50	84	73	-1.6	72	-3.4
		50	79	69	-1.9	68	-3.4

Test microtox échantillons T1 Saint Anicet

Prélèvement : 95-07-10

# bout. (type éch.)	# labo.	Conc. % V/V	I0	I5	% inh. (5 min)	I15	% inh. (15 min)
Témoin			95	74		67	
CO95-49 T1	1	50	79	69	-7.5	65	-9.3
		50	81	68	-4.9	62	-4.9
CO95-50 T1	2	50	85	71	-4.8	71	-11.1
		50	80	57	5.3	60	-3.6
CO95-51 T1	3	50	80	76	-13.7	75	-18.6
		50	81	75	-11.9	75	-17.9
CO95-52 T1	4	50	80	74	-11.7	72	-15.6
		50	86	78	-11.0	79	-18.3
CO95-53 T1	5	50	83	79	-14.3	77	-18.5
		50	83	85	-20.3	85	-26.5
CO95-54 T1	6	50	86	85	-18.0	85	-24.3
		50	85	80	-13.8	80	-20.1
CO95-55 T1	7	50	92	88	-16.3	86	-21.1
		50	90	85	-14.9	89	-25.5
CO95-57 T1	8	50	87	90	-22.2	97	-35.6
		50	79	80	-18.5	83	-27.3
CO95-58 T1	9	50	83	84	-19.3	82	-23.5
		50	93	96	-23.6	101	-35.4

**Test microtox échantillons T2  
Saint Anicet**

**Prélèvement :95-10-11**

# bout. (type)	# labo.	Conc. % V/V	I0	I5	% inh. (5 min)	I15	% inh. (15 min)
<b>Témoin</b>			<b>95</b>	<b>80</b>		<b>80</b>	
<b>CO95-92 T2</b>	<b>1</b>	<b>50</b>	<b>79</b>	<b>81</b>	<b>-19,5</b>	<b>77</b>	<b>-21,3</b>
		<b>50</b>	<b>81</b>	<b>75</b>	<b>-11,9</b>	<b>71</b>	<b>-13,9</b>
<b>CO95-93 T2</b>	<b>2</b>	<b>50</b>	<b>78</b>	<b>83</b>	<b>-22,2</b>	<b>84</b>	<b>-29,0</b>
		<b>50</b>	<b>85</b>	<b>83</b>	<b>-16,8</b>	<b>85</b>	<b>-25,1</b>
<b>CO95-94 T2</b>	<b>3</b>	<b>50</b>	<b>84</b>	<b>82</b>	<b>-16,6</b>	<b>80</b>	<b>-20,8</b>
		<b>50</b>	<b>91</b>	<b>83</b>	<b>-12,1</b>	<b>81</b>	<b>-16,8</b>
<b>CO95-95 T2</b>	<b>4</b>	<b>50</b>	<b>85</b>	<b>66</b>	<b>0,2</b>	<b>72</b>	<b>-12,1</b>
		<b>50</b>	<b>88</b>	<b>62</b>	<b>6,5</b>	<b>66</b>	<b>-3,9</b>
<b>CO95-96 T2</b>	<b>5</b>	<b>50</b>	<b>81</b>	<b>59</b>	<b>4,1</b>	<b>56</b>	<b>1,1</b>
		<b>50</b>	<b>90</b>	<b>58</b>	<b>12,1</b>	<b>57</b>	<b>6,5</b>
<b>CO95-97 T2</b>	<b>6</b>	<b>50</b>	<b>86</b>	<b>73</b>	<b>-6,0</b>	<b>78</b>	<b>-17,3</b>
		<b>50</b>	<b>89</b>	<b>74</b>	<b>-4,7</b>	<b>78</b>	<b>-15,2</b>
<b>CO95-98 T2</b>	<b>7</b>	<b>50</b>	<b>88</b>	<b>84</b>	<b>-15,5</b>	<b>83</b>	<b>-20,9</b>
		<b>50</b>	<b>83</b>	<b>81</b>	<b>-16,3</b>	<b>79</b>	<b>-20,5</b>
<b>CO95-99 T2</b>	<b>8</b>	<b>50</b>	<b>88</b>	<b>90</b>	<b>-21,5</b>	<b>87</b>	<b>-24,9</b>
		<b>50</b>	<b>86</b>	<b>87</b>	<b>-20,0</b>	<b>85</b>	<b>-24,3</b>

## **ANNEXE II**

### **Résultats du test d'algues**

**Les résultats du test de toxicité (algue *S. capricornutum*)**

**Site de St-Lambert**

**Periode: T0**

<b>Echantillons</b>	<b>CI50 (%V/V)</b>	<b>UT0</b>
<b>C0 95-1T0</b>	-	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-2T0</b>	-	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-3T0</b>	<b>43,47</b>	<b>2,3</b>
<b>C0 95-4T0</b>	-	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-5T0</b>	<b>84,74</b>	<b>1,18</b>
<b>C0 95-6T0</b>	-	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-7T0</b>	-	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-8T0</b>	-	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-9T0</b>	<b>66,6</b>	<b>1.5</b>
<b>C0 95-10T0</b>	-	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-11T0</b>	-	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-12T0</b>	<b>53,85</b>	<b>1,85</b>

**Les résultats du test de toxicité (algue *S. capricornutum*)**

**Site de St-Lambert**

**Periode: T1**

<b>Echantillons</b>	<b>CI50 (%V/V)</b>	<b>UT1</b>
<b>C0 95-29T1</b>	<b>19,68</b>	<b>5.08</b>
<b>C0 95-30T1</b>	<b>27,62</b>	<b>3,62</b>
<b>C0 95-31T1</b>	<b>50</b>	<b>2</b>
<b>C0 95-32T1</b>	<b>27,77</b>	<b>3,6</b>
<b>C0 95-33T1</b>	<b>27,62</b>	<b>3,62</b>
<b>C0 95-34T1</b>	<b>72.84</b>	<b>1.37</b>
<b>C0 95-35T1</b>	<b>15,38</b>	<b>6,5</b>
<b>C0 95-36T1</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-37T1</b>	<b>21.01</b>	<b>4,76</b>
<b>C0 95-38T1</b>	<b>8.94</b>	<b>11,18</b>
<b>C0 95-39T1</b>	<b>11.35</b>	<b>8,81</b>
<b>C0 95-40T1</b>	<b>38.18</b>	<b>2,62</b>
<b>C0 95-41T1</b>	<b>43,67</b>	<b>2,29</b>
<b>C0 95-42T1</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-43T1</b>	<b>41.81</b>	<b>2.39</b>
<b>C0 95-44T1</b>	<b>22,83</b>	<b>4.38</b>

**Les résultats du test de toxicité (algue *S. capricornutum*)**

**Site de St-Lambert**

**Periode: T2**

<b>Echantillons</b>	<b>CI50 (%V/V)</b>	<b>UT</b>
<b>C0 95-61T2</b>	<b>36-60</b>	<b>2.05</b>
<b>C0 95-62T2</b>	<b>60</b>	<b>1.66</b>
<b>C0 95-63T2</b>	<b>22-36</b>	<b>3.56</b>
<b>C0 95-64T2</b>	<b>22-36</b>	<b>2.77-4.54</b>
<b>C0 95-65T2</b>	<b>22</b>	<b>4.54</b>
<b>C0 95-66T2</b>	<b>22-36</b>	<b>3.35</b>
<b>C0 95-67T2</b>	<b>22-36</b>	<b>2.77-4.54</b>
<b>C0 95-68T2</b>	<b>36-60</b>	<b>1.93</b>
<b>C0 95-69T2</b>	<b>21.41</b>	<b>4.67</b>
<b>C0 95-70T2</b>	<b>17.69</b>	<b>5.65</b>
<b>C0 95-71T2</b>	<b>13-22</b>	<b>4.54-7.69</b>
<b>C0 95-72T2</b>	<b>13-22</b>	<b>5.5</b>
<b>C0 95-73T2</b>	<b>24.58</b>	<b>4.06</b>
<b>C0 95-74T2</b>	<b>22-36</b>	<b>3.32</b>
<b>C0 95-75T2</b>	<b>&lt;13</b>	<b>&gt;7.69</b>
<b>C0 95-76T2</b>	<b>17,81</b>	<b>5.61</b>

**Les résultats du test de toxicité (algue *S. capricornutum*)**

**Site de St-Lambert**

**Periode: T3**

<b>Echantillons</b>	<b>CI50 (%V/V)</b>	<b>UT</b>
<b>C0 95-77T1</b>	<b>51,31</b>	<b>1,95</b>
<b>C0 95-78T1</b>	<b>37,97</b>	<b>2,63</b>
<b>C0 95-79T1</b>	<b>55,7</b>	<b>1,79</b>
<b>C0 95-80T1</b>	<b>52,24</b>	<b>1,91</b>
<b>C0 95-81T1</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-82T1</b>	<b>72,84</b>	<b>2,05</b>

**Les résultats du test de toxicité (algue *S. capricornutum*)**

**Site Deschambeault**

**Periode: T0**

<b>Echantillons</b>	<b>CI50 (%V/V)</b>	<b>UT0</b>
<b>C0 95-13T0</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-14T0</b>	<b>1.76</b>	<b>1.76</b>
<b>C0 95-15T0</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-16T0</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>

**Site Deschambeault**

**Periode: T1**

<b>Echantillons</b>	<b>CI50 (%V/V)</b>	<b>UT1</b>
<b>C0 95-45T1</b>	<b>60-100</b>	<b>1-1.67</b>
<b>C0 95-46T1</b>	<b>7.2-12</b>	<b>8.33-13.89</b>
<b>C0 95-47T1</b>	<b>13-22</b>	<b>4.54-7.67</b>
<b>C0 95-48T1</b>	<b>60-100</b>	<b>1-1.67</b>

**Site Deschambeault**

**Periode: T2**

<b>Echantillons</b>	<b>CI50 (%V/V)</b>	<b>UT2</b>
<b>C0 95-83T2</b>	<b>37,4</b>	<b>2,67</b>
<b>C0 95-84T2</b>	<b>17,71</b>	<b>5.65</b>
<b>C0 95-85T2</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-86T2</b>	<b>11,99</b>	<b>8,34</b>

**Les résultats du test de toxicité (algue *S. capricornutum*)**

**Site Deschambeault**

**Periode: T3**

<b>Echantillons</b>	<b>CI50 (%V/V)</b>	<b>UT3</b>
<b>C0 95-100T3</b>	<b>29.29</b>	<b>3.41</b>
<b>C0 95-101T3</b>	<b>&gt;100</b>	<b>1</b>
<b>C0 95-102T3</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-103T3</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>

**Site Sorel**

Periode: T1

Echantillons	CI50 (%V/V)	UT1
C0 95-17+20 T1	2.6-4.4	22.73-38.46
C0 95-18+19 T1	4.4	22.73
C0 95-21+24 T1	2.6-4.4	22.73-38.46
C0 95-22+23 T1	2.6	38.46
C0 95-26+27 T1	7.2	13.89
C0 95-25+28 T1	3.94	25.38

**Site de Sorel**

Periode: T2

Echantillons	CI50 (%V/V)	UT2
C0 95-87T2	-	pas toxique
C0 95-88T2	40.42	2.47
C0 95-89T2	<13	>7.69
C0 95-90T2	<13	>7.69
C0 95-91T2	-	-

**Site :Saint Anicet**

**Periode: T1**

<b>Echantillons</b>	<b>CI50 (%V/V)</b>	<b>UT1</b>
<b>C0 95-49T1</b>	<b>91.18</b>	<b>1.09</b>
<b>C0 95-50T1</b>	<b>50-100</b>	<b>1-2</b>
<b>C0 95-51T1</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-52T1</b>	<b>100</b>	<b>1</b>
<b>C0 95-53T1</b>	<b>100</b>	<b>1</b>
<b>C0 95-54T1</b>	<b>-</b>	<b>pas toxique</b>
<b>C0 95-55T1</b>	<b>78.19</b>	<b>1,27</b>

**Site :Saint Anicet**

**Periode: T2**

<b>Echantillons</b>	<b>CI50 (%V/V)</b>	<b>UT2</b>
<b>C0 95-92T2</b>	<b>43.52</b>	<b>2.29</b>
<b>C0 95-93T2</b>	<b>&gt;100</b>	<b>1</b>
<b>C0 95-94T2</b>	<b>47.94</b>	<b>2.08</b>
<b>C0 95-95T2</b>	<b>55.73</b>	<b>1.73</b>
<b>C0 95-96T2</b>	<b>51.58</b>	<b>1.94</b>
<b>C0 95-97T2</b>	<b>&gt;100</b>	<b>1</b>
<b>C0 95-98T2</b>	<b>&gt;100</b>	<b>1</b>
<b>C0 95-99T2</b>	<b>&gt;100</b>	<b>1</b>

## **ANNEXE III**

### **Résultats du test potentiel de fertilité**

Tests P.F. 8 jours (Volumes)		Demandeur: Kanza Lachhab			
Site:	Saint Lambert	Periode:	To		
Début test:	95-06-21	Cuvettes 8j. (12 ml)			
<b>Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l</b>					
# Ech. (# station)	Vol. (X 1000 µ3)	Moy. (X 1000 µ3)	Variance	C.V. (%)	Biomasse (mg/l)
Témoins (Labo)	3382 3204 3350	3312	67,1	2,0	
C0 95-1T0	154,8 172,5 175,9	168	8,0	4,8	2,5
C0 95-2T0	127,7 137,1 183,5	149	21,1	14,1	2,3
C0 95-3T0	1027 928,7 909,5	955	44,6	4,7	14,4
C0 95-4T0	1411 1449 1494	1451	29,4	2,0	21,9
C0 95-5T0	1349 1393 1369	1370	15,6	1,1	20,7
C0 95-6T0	42,55 30,52 29,81	34	5,1	14,8	0,5

<b>Tests P.F. 8 jours (Volumes)</b>		<b>Demandeur: Kanza Lachhab</b>			
<b>Site: Saint Lambert</b>		<b>Periode: To</b>			
<b>Début test: 95-06-21</b>		<b>Cuvettes 8j. (12 ml)</b>			
<b>Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l</b>					
<b># Ech. (# station)</b>	<b>Vol. (X 1000 µ3)</b>	<b>Moy. - (X 1000 µ3)</b>	<b>Variance</b>	<b>C.V. (%)</b>	<b>Biomasse (mg/l)</b>
<b>Témoins (Labo)</b>	3382 3204 3350	3312	67,1	2,0	
<b>C0 95-7T0</b>	275,1 209,3 272,6	252	26,4	10,4	<b>3,8</b>
<b>C0 95-8T0</b>	335,6 247 294,7	292	31,4	10,7	<b>4,4</b>
<b>C0 95-9T0</b>	821 925 931	892	43,7	4,9	<b>13,5</b>
<b>C0 95-10T0</b>	463,7 466,1 440	457	10,2	2,2	<b>6,9</b>
<b>C0 95-11T0</b>	56,43 65,15 60,64	61	3,1	5,1	<b>0,9</b>
<b>C0 95-12T0</b>	766,7 834,4 826,3	809	26,1	3,2	<b>12,2</b>

Tests P.F. 8 jours (Volumes)		Demandeur: Kanza Lachhab			
Site:	Saint Lambert	Periode: T1			
Début test:	95-07-19	Cuvettes 8j. (12 ml)			
Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l					
# Ech. (# station)	Vol. (X 1000 µ3)	Moy. (X 1000 µ3)	Variance	C.V. (%)	Biomasse (mg/l)
Témoins (Labo)	4907 4581 3775	4421	412,0	9,3	
C095-29T1	128,2 130,9 107,1	122	9,2	7,5	1,4
C095-30T1	247,3 188,4 225,1	220	21,0	9,5	2,5
C095-31T1	65,96 63,19 86,85	72	9,1	12,7	0,8
C095-32T1	217,9 189,7 196,4	201	10,4	5,2	2,3
C095-33T1	152,6 171,5 107,1	144	23,4	16,3	1,6
C095-34T1	1520 1482 1519	1507	15,3	1,0	17,0

Tests P.F. 8 jours (Volumes)			Demandeur: Kanza Lachhab		
Site: Saint Lambert		Periode: T1			
Début test: 95-07-19		Cuvettes 8j. (12 ml)			
<b>Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l</b>					
# Ech. (# station)	Vol. (X 1000 µ3)	Moy. (X 1000 µ3)	Variance	C.V. (%)	Biomasse (mg/l)
Témoins (Labo)	4907 4581 3775	4421	412,0	9,3	
C095-35T1	311,7 306,8 342,7	320	13,8	4,3	3,6
C095-36T1	114,4 132,5 156,8	135	15,0	11,2	1,5
C095-37T1	227 195 189	204	14,4	7,1	2,3
C095-38T1	116 110,7 108,4	112	2,8	2,5	1,3
C095-39T1	144,58 95,64 93	111	20,5	18,5	1,3
C095-40T1	112,5 119,2 112,3	115	2,8	2,4	1,3
C095-41T1	108,4 116,4 110,3	112	3,0	2,6	1,3
C095-42T1	3772 3874 3612	3753	93,4	2,5	42,4
C095-43T1	382,3 367,8 309,1	353	27,4	7,8	4,0
C095-44T1	262 279,5 217,7	253	22,5	8,9	2,9

Tests P.F. 8 jours (Volumes)			Demandeur: Kanza Lachhab		
Site: Saint Lambert		Periode: T2			
Début test: 95-08-1		Cuvettes 8j. (12 ml)			
Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l					
# Ech. (# station)	Vol. (X 1000 µ3)	Moy. (X 1000 µ3)	Variance	C.V. (%)	Biomasse (mg/l)
Témoins (Labo)	2347 2274 2528	2383	92,5	3,9	
C095-59T2	385 339,9 267,4	331	42,0	12,7	6,9
C095-60T2	407,8 471,5 499,1	459	33,1	7,2	9,6
C095-61T2	18 15,58 15,13	16	1,1	6,7	0,3
C095-62T2	80,04 102,5 113	99	11,9	12,1	2,1
C095-63T2	696,8 681,4 639,3	673	21,0	3,1	14,1
C095-64T2	28,75 28,82 33,73	30	2,0	6,6	0,6
C095-65T2	31,74 32,66 34,02	33	0,8	2,5	0,7
C095-66T2	597,4 610,1 629,7	612	11,5	1,9	12,8
C095-67T2	11,25 13,21 16,06	14	1,7	12,7	0,3
C095-68T2	21,41 25,46 35,3	27	5,1	18,4	0,6

Tests P.F. 8 jours (Volumes)

Site: Saint Lambert (Suite)

Début test: 95-08-1

Demandeur: Kanza Lachhab

Periode: T2

Cuvettes 8j. (12 ml)

Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l

# Ech. (# station)	Vol. (X 1000 $\mu$ 3)	Moy. (X 1000 $\mu$ 3)	Variance	C.V. (%)	Biomasse (mg/l)
Témoins (Labo)	2347 2274 2528	2383	92,5	3,9	
C095-69T2	675,5 624 668,2	656	19,7	3,0	13,8
C095-70T2	21,6 26,86 16,66	22	3,6	16,6	0,5
C095-71T2	20,22 15,68 10,15	15	3,6	23,2	0,3
C095-72T2	20,29 16,59 18,76	19	1,3	7,1	0,4
C095-73T2	35,42 37,85 41,89	38	2,3	6,0	0,8
C095-74T2	25,44 22,08 14,65	21	3,9	18,8	0,4
C095-75T2	22,35 12,34 17,41	17	3,5	20,4	0,4
C095-76T2	24,2 27,41 35,25	29	4,0	13,9	0,6

Tests P.F. 8 jours (Volumes)			Demandeur: Kanza Lachhab		
Site: Saint Lambert		Periode: T3			
Début test: 95-09-05		Cuvettes 8j. (12 ml)			
Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l					
# Ech. (# station)	Vol. (X 1000 µ3)	Moy. (X 1000 µ3)	Variance	C.V. (%)	Biomasse (mg/l)
Témoins (Labo)	4287 4433 4203	4308	82,3	1,9	
C095-77T3	66,05 61,85 70,98	66	3,2	4,9	0,8
C095-78T3	38,56 46,99 57,13	48	6,6	13,8	0,6
C095-79T3	15,68 11,45 10,95	13	1,8	14,5	0,1
C095-80T3	561,3 614,9 644	607	29,7	4,9	7,0
C095-81T3	322,3 348,7 367,2	346	16,0	4,6	4,0
C095-82T3	517,9 512,4 635,8	555	49,3	8,9	6,4

Tests P.F. 8 jours (Volumes)			Demandeur: Kanza Lachhab		
Site: Deschambeault		Periode: T0			
Début test: 95-06-21		Cuvettes 8j. (12 ml)			
Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l					
# Ech. (# station)	Vol. (X 1000 µ3)	Moy. (X 1000 µ3)	Variance	C.V. (%)	Biomasse (mg/l)
Témoins (Labo)	3382 3204 3350	3312	67,1	2,0	
C095-13T0	88,74 71,94 84,94	82	6,2	7,6	1,2
C095-14T0	3391 3525 3672	3529	99,4	2,8	53,3
C095-15T0	2494 2562 2721	2592	82,4	3,2	39,1
C095-16T0	1381 1471 1604	1485	79,3	5,3	22,4

<b>Tests P.F. 8 jours (Volumes)</b>			<b>Demandeur: Kanza Lachhab</b>		
<b>Site: Deschambeault</b>			<b>Periode: T1</b>		
<b>Début test: 95-07-19</b>			<b>Cuvettes 8j. (12 ml)</b>		
<b>Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l</b>					
<b># Ech. (# station)</b>	<b>Vol. (X 1000 µ3)</b>	<b>Moy. (X 1000 µ3)</b>	<b>Variance</b>	<b>C.V. (%)</b>	<b>Biomasse (mg/l)</b>
<b>Témoins (Labo)</b>	3498 3948 3592	3679	167,8	4,6	
<b>C095-45T1</b>	3091 3647 3950	3563	308,1	8,6	<b>48,4</b>
<b>C095-46T1</b>	1668 1720 1583	1657	48,9	3,0	<b>22,5</b>
<b>C095-47T1</b>	3705 3847 3895	3816	69,9	1,8	<b>51,9</b>
<b>C095-48T1</b>	3616 3622 3560	3599	24,2	0,7	<b>48,9</b>



Tests P.F. 8 jours (Volumes)			Demandeur: Kanza Lachhab		
Site: Deschambeault		Periode: T3			
Début test: 95-10-18		Cuvettes 8j. (12 ml)			
Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l					
# Ech. (# station)	Vol. (X 1000 µ3)	Moy. (X 1000 µ3)	Variance	C.V. (%)	Biomasse (mg/l)
Témoins (Labo)	3288 3243 3250	3260	17,1	0,5	
C095-100T3	18695 17390 18135	18073	462,9	2,6	277,2
C095-101T3	13275 12620 13695	13197	383,1	2,9	202,4
C095-102T3	454,8 469,1 544,9	490	34,2	7,0	7,5
C095-103T3	604,6 604,2 587,4	599	6,9	1,2	9,2

Tests P.F. 8 jours (Volumes)			Demandeur: Kanza Lachhab		
Site:	Sorel		Periode:	T1	
Début test:	95-06-21		Cuvettes 8j. (12 ml)		
Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l					
# Ech. (# station)	Vol. (X 1000 µ3)	Moy. (X 1000 µ3)	Variance	C.V. (%)	Biomasse (mg/l)
Témoins (Labo)	3382 3204 3350	3312	67,1	2,0	
C017-20T1	42,36 33,6 36,06	37	3,2	8,6	0,6
C018-19T1	25,35 28,18 28,85	27	1,3	4,8	0,4
C021-24T1	51,12 53,91 44,11	50	3,6	7,2	0,8
C022-23T1	28,96 33,04 33,08	32	1,7	5,3	0,5
C025-28T1	47,41 40,45 47,01	45	2,8	6,1	0,7
C026-27T1	28,43 25,26 33,69	29	3,0	10,3	0,4

<b>Tests P.F. 8 jours (Volumes)</b>		<b>Demandeur: Kanza Lachhab</b>			
<b>Site: Sorel</b>		<b>Periode: T2</b>			
<b>Début test: 95-09-20</b>		<b>Cuvettes 8j. (12 ml)</b>			
<b>Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l</b>					
<b># Ech. (# station)</b>	<b>Vol. (X 1000 µ3)</b>	<b>Moy. (X 1000 µ3)</b>	<b>Variance</b>	<b>C.V. (%)</b>	<b>Biomasse (mg/l)</b>
<b>Témoins (Labo)</b>	3517	3296	136,7	4,1	
	3210				
	3160				
<b>C095-87T2</b>	1587	1160	299,4	25,8	17,6
	1152				
	740,4				
<b>C095-88T2</b>	5260	5283	58,0	1,1	80,2
	5374				
	5215				
<b>C095-89T2</b>	1660	2655	101,7	38,1	40,3
	2011				
	4295				

Tests P.F. 8 jours (Volumes)			Demandeur: Kanza Lachhab		
Site: Saint Anicet		Periode: T1			
Début test: 95-07-19		Cuvettes 8j. (12 ml)			
Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l					
# Ech. (# station)	Vol. (X 1000 µ3)	Moy. (X 1000 µ3)	Variance	C.V. (%)	Biomasse (mg/l)
Témoins (Labo)	4429 3923 4097	4150	181,8	4,4	
C095-49T1	867,3 859,7 1039	922	71,7	7,8	11,1
C095-50T1	153 143 128	141	8,9	6,3	1,7
C095-51T1	3206 3411 3438	3352	89,7	2,7	40,4
C095-52T1	1438 1383 1382	1401	22,7	1,6	16,9
C095-53T1	61,76 60,37 60,7	61	0,5	0,8	0,7
C095-54T1	492,4 521,5 458,6	491	22,3	4,5	5,9
C095-55T1	2888 2756 2955	2866	71,6	2,5	34,5

<b>Tests P.F. 8 jours (Volumes)</b>		<b>Demandeur: Kanza Lachhab</b>			
<b>Site: Saint Anicet</b>		<b>Periode: T2</b>			
<b>Début test: 95-10-18</b>		<b>Cuvettes 8j. (12 ml)</b>			
<b>Biomasse théorique pour les témoins: 50 mg/l</b>					
<b># Ech. (# station)</b>	<b>Vol. (X 1000 µ3)</b>	<b>Moy. (X 1000 µ3)</b>	<b>Variance</b>	<b>C.V. (%)</b>	<b>Biomasse (mg/l)</b>
<b>Témoins (Labo)</b>	3204	3283	126,9	3,9	
	3156				
	3488				
<b>C0 95-92T2</b>	4797	4718	79,5	1,7	71,9
	4589				
	4767				
<b>C0 95-93T2</b>	10625	10487	379,1	3,6	159,7
	10940				
	9895				
<b>C0 95-94T2</b>	7305	10292	1856,4	18,0	156,8
	12235				
	11335				
<b>C0 95-95T2</b>	7785	7748	304,9	3,9	118,0
	7300				
	8160				
<b>C0 95-96T2</b>	4001	3682	273,0	7,4	56,1
	3253				
	3793				
<b>C0 95-97T2</b>	16870	16625	222,6	1,3	253,2
	16270				
	16735				

## **ANNEXE IV**

### **Résultats du pH et de la conductivité**

**Tests Microtox**Site: **Saint Lambert**Periode: **T0**Début test: **95-6-13**

#Ech	pH	Conductivité $\mu\text{S/cm}$
C095-1T0	6.35	44.8
C095-2T0	5.82	28.2
C095-3T0	6.45	46.9
C095-4T0	6.33	54.5
C095-5T0	6.6	49.6
C095-6T0	4.92	28.8
C095-7T0	5.94	28.4
C095-8T0	6.37	36.1
C095-9T0	5.98	82.9
C095-10T0	6.33	71.7
C095-11T0	6.22	39.9
C095-12T0	6.53	65.5

**Tests Microtox****Site: Saint Lambert****Periode: T1****Début test: 95-6-13**

#Ech	pH	Conductivité μS/cm
C095-29T1	6,5	81,7
C095-30T1	7,06	327
C095-31T1	7,28	175,6
C095-32T1	6,93	380
C095-33T1	6,57	129,7
C095-34T1	6,63	334
C095-35T1	6,69	106,1
C095-36T1	6,66	82
C095-37T1	6,51	159,5
C095-38T1	6,3	346
C095-39T1	6,36	186,4
C095-40T1	6,48	68
C095-41T1	6,57	79,1
C095-42T1	6,88	154,8
C095-43T1	7,04	128,1
C095-44T1	6,61	266

**Tests Microtox**Site: **Saint Lambert**Periode: **T2**Début test: **95-07-28**

#Ech	pH	Conductivité $\mu\text{S/cm}$
C095-61T2	6.16	23.1
C095-62T2	6.36	46
C095-63T2	6.63	55.8
C095-64T2	6.59	56.58
C095-65T2	6.21	26.2
C095-66T2	6.44	37.1
C095-67T2	6.34	24.6
C095-68T2	6.15	20.8
C095-69T2	6.55	29.6
C095-70T2	6.52	42.3
C095-71T2	6.36	25.6
C095-72T2	6.25	17.14
C095-73T2	6.31	28.4
C095-74T2	6.56	28.3
C095-75T2	6.26	16.96
C095-76T2	6.54	38

**Tests Microtox****Site: Saint Lambert****Periode: T3****Début test: 95-09-05**

<b>#Ech</b>	<b>pH</b>	<b>Conductivité μS/cm</b>
<b>C095-77T3</b>	<b>6.14</b>	<b>59.3</b>
<b>C095-78T3</b>	<b>6.03</b>	<b>38</b>
<b>C095-79T3</b>	<b>5.91</b>	<b>21</b>
<b>C095-80T3</b>	<b>6.76</b>	<b>166.6</b>
<b>C095-81T3</b>	<b>6.39</b>	<b>72.4</b>
<b>C095-82T3</b>	<b>6.32</b>	<b>70.8</b>

<b>Tests Microtox</b>		
<b>Site: Deschambault</b>		<b>Periode: T0</b>
<b>Début test: 95-6-13</b>		
<b>#Ech</b>	<b>pH</b>	<b>Conductivité μS/cm</b>
C095-13T0	6.43	48.2
C095-14T0	6.64	63
C095-15T0	6.57	72.9
C095-16T0	6.48	47.3

<b>Tests Microtox</b>		
<b>Site: Deschambault</b>		<b>Periode: T1</b>
<b>Début test: 95-7-12</b>		
<b>#Ech</b>	<b>pH</b>	<b>Conductivité μS/cm</b>
C095-45T1	7,57	666
C095-46T1	7,12	171,7
C095-47T1	7,16	255
C095-48T1	7,09	375

<b>Tests Microtox</b>		
<b>Site: Deschambault</b>		<b>Periode: T2</b>
<b>Début test: 95-09-05</b>		
<b>#Ech</b>	<b>pH</b>	<b>Conductivité μS/cm</b>
<b>C095-83T2</b>	<b>6,66</b>	<b>161,1</b>
<b>C095-84T2</b>	<b>7,36</b>	<b>386</b>
<b>C095-85T2</b>	<b>7,56</b>	<b>503</b>
<b>C095-86T2</b>	<b>7,1</b>	<b>275</b>

<b>Tests Microtox</b>		
<b>Site: Deschambault</b>		<b>Periode: T3</b>
<b>Début test: 95-10-17</b>		
<b>#Ech</b>	<b>pH</b>	<b>Conductivité μS/cm</b>
<b>C095-100T3</b>	<b>6,92</b>	<b>206</b>
<b>C095-101T3</b>	<b>7,19</b>	<b>122,8</b>
<b>C095-102T3</b>	<b>7,21</b>	<b>283</b>
<b>C095-103T3</b>	<b>7,11</b>	<b>160,9</b>

<b>Tests Microtox</b>		
<b>Site:</b>	<b>Sorel</b>	<b>Periode: T1</b>
<b>Début test:</b>	<b>95-6-14</b>	
<b>#Ech</b>	<b>pH</b>	<b>Conductivité μS/cm</b>
C095-17-20T1	7.03	127.50
C095-18-19T1	7.03	145.30
C095-21-24T1	7.08	140.00
C095-22-23T1	7.20	183.50
C095-25-28T1	7.20	243
C095-26-27T1	96.84	128.10

<b>Tests Microtox</b>		
<b>Site:</b>	<b>Sorel</b>	<b>Periode: T2</b>
<b>Début test:</b>	<b>95-09-20</b>	
<b>#Ech</b>	<b>pH</b>	<b>Conductivité μS/cm</b>
C095-87T2	6.86	142.4
C095-88T2	7.28	868
C095-89T2	7.24	1680
C095-90T2	7.43	3.55
C095-91T2	7.27	1473

**Tests Microtox****Site: Saint Anicet****Periode: T1****Début test: 95-7-12**

#Ech	pH	Conductivité $\mu\text{S/cm}$
C095-49T1	6.79	115
C095-50T1	6.3	147.6
C095-51T1	6.98	208
C095-52T1	6.59	300
C095-53T1	7.21	146.3
C095-54T1	7.38	240
C095-55T1	7.73	42

**Tests Microtox****Site: Saint Anicet****Periode: T2****Début test: 95-10-12**

#Ech	pH	Conductivité $\mu\text{S/cm}$
C095-92T2	7.49	1202
C095-93T2	7.02	109.6
C095-94T2	7.59	1002
C095-95T2	7.23	887
C095-96T2	7.15	1096
C095-97T2	7.31	410
C095-98T2	7.17	290
C095-99T2	7.3	462

Tests Algues.4jours

Site: Saint Lambert

Periode: T0

Début test: 95-06-16

#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-1T0	100	7.01	7.01	95.4	102.5
	21.6	7.13	7.19	70.6	75.1
C095-2T0	100	6.97	6.89	81.3	89.2
	21.6	7.06	7.11	60.1	62.2
C095-3T0	100	7.11	7.05	98.9	104.9
	21.6	7.15	7.13	65	69.3
C095-4T0	100	7.13	7.05	103.8	106.8
	21.6	7.08	7.18	66.5	67.1
C095-5T0	100	7.13	7.16	98.7	106.1
	21.6	7.14	7.34	64.1	64.7
C095-6T0	100	6.79	6.98	75.9	88.5
	21.6	7.01	7.01	58.8	61.7
C095-7T0	100	6.98	6.97	80.6	84.6
	21.6	7	7.04	60.1	63.1
C095-8T0	100	7.11	7	88.1	94.7
	21.6	7.12	7.3	62	60.2
C095-9T0	100	7.02	7.53	128.2	160.8
	21.6	7.09	7.16	72.5	79.6
C095-10T0	100	7.08	7.11	119	126.2
	21.6	7.15	7.17	70	71
C095-11T0	100	7.04	7.12	91.3	96.1
	21.6	7.09	7.11	63.5	66
C095-12T0	100	7.22	7.09	113.5	118.7
	21.6	7.2	7.2	69.2	70.2

Tests Algues.4jours

Site: Saint Lambert

Periode: T1

Début test: 95-07-14

#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-29T1	100	7.32	8.06	189.7	199.1
	6.25	6.77	7.45	67.8	73.5
C095-30T1	100	7.87	8.33	431	470
	6.25	7.19	7.55	84.6	88.7
C095-31T1	100	8.02	8.18	280	311
	6.25	7.44	7.64	74.3	79.5
C095-32T1	100	7.98	8.09	464	484
	6.25	7.46	7.43	86.1	89
C095-33T1	100	7.76	7.91	235	250
	6.25	7.47	7.65	71.5	74.6
C095-34T1	100	7.76	8.61	427	426
	6.25	7.32	7.7	83.9	87.2
C095-35T1	100	7.7	8.81	215	234
	6.25	8.09	8.71	120.6	129.5
C095-36T1	100	7.64	8.26	192.9	209
	6.25	7.79	8.59	119.8	128
C095-37T1	100	7.7	8.26	261	273
	6.25	7.8	8.22	124.7	132.6
C095-38T1	100	7.61	7.61	433	458
	6.25	7.83	8.11	135.5	138.7
C095-39T1	100	7.79	7.62	285	309
	6.25	7.7	8.01	125.6	134.5

Tests Algues.4jours		(Suite)		Periode: T1	
Site: Saint Lambert		Début test: 95-07-14			
#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-40T1	100	7.83	8.06	177.8	188.4
	6.25	7.83	8.03	119.1	130.5
C095-41T1	100	7.75	8.15	186.8	192
	6.25	7.84	8.08	120.6	128.8
C095-42T1	100	7.71	7.77	265	264
	6.25	7.01	8.52	128	134.7
C095-43T1	100	8.05	8.27	237	263
	6.25	7.78	8.09	124.6	131.4
C095-44T1	100	7.86	7.79	357	378
	6.25	7.96	8.12	132.4	143

**Tests Algues.4jours**

**Site: Saint Lambert**

**Periode: T2**

**Début test: 95-07-27**

#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-61T2	100	8.29	7.62	168.7	193.7
	13	8.17	7.94	123.6	137.4
C095-62T2	100	8.34	7.73	183.8	203
	13	8	7.97	125.1	138
C095-63T2	100	8.21	7.9	192.3	218
	13	8.02	8.4	127.2	144.1
C095-64T2	100	7.8	7.74	109.5	126.1
	13	7.84	8.27	116.1	122.6
C095-65T2	100	7.42	7.79	88.2	97.4
	13	7.75	7.48	112.5	121.7
C095-66T2	100	7.46	7.49	96.9	108.8
	13	7.37	7.89	114.9	124.1
C095-67T2	100	7.35	7.2	88.1	98.8
	13	7.54	7.55	112.3	126.5
C095-68T2	100	7.13	6.89	73.7	80.5
	13	7.45	7.12	56.9	57.4
C095-69T2	100	7.21	7.21	81.6	88
	13	7.26	7.38	57.6	58.2
C095-70T2	100	7.41	7.3	93.7	98.8
	13	7.29	7.38	58.9	59.4
C095-71T2	100	7.12	7.2	78.1	87.1
	13	7.32	7.43	57.2	59.2

Tests Algues.4jours		(Suite)		Periode: T2	
Site: Saint Lambert					
Début test:		95-07-28			
#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-73T2	100	7.28	6.75	95	103.6
	13	7.28	7.19	59.1	61.7
C095-74T2	100	7.38	7.19	80.7	92.1
	13	7.29	7.33	57.4	59.1
C095-75T2	100	7.08	7.09	69.7	96
	13	7.32	7.13	55.9	63.3
C095-76T2	100	7.32	7.29	88.9	96.2
	13	7.25	7.52	58.4	62.5

**Tests Algues.4jours****Site: Saint Lambert****Periode: T3****Début test: 95-09-1**

#Ech	concentrat	pH		Conductivité $\mu\text{S/cm}$	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-77T3	100	7.11	7.01	107.1	115.3
	6.25	6.38	6.88	61.5	65
C095-78T3	100	6.96	6.7	88.9	96.7
	6.25	6.96	7.02	59.8	61.4
C095-79T3	100	6.77	6.58	76	80.5
	6.25	6.8	6.75	58.4	59.1
C095-80T3	100	7.61	7.43	213	231
	6.25	6.94	7.01	75.7	78.8
C095-81T3	100	7.31	7.2	132.2	135.6
	6.25	7.1	7.38	67.8	69.3
C095-82T3	100	7.3	7.06	119.1	128.3
	6.25	7.16	7.21	66	89.6

<b>Tests Algues.4jours</b>					
<b>Site: Deschambault</b>			<b>Periode: T0</b>		
<b>Début test:</b>		<b>95-06-16</b>			
#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C95-13T0	100	7,15	7,17	99,3	108,5
	21,6	7,19	7,04	65,3	70,4
C95-14T0	100	7,16	7,35	119	127,6
	21,6	7,21	7,45	69,5	71,2
C95-15T0	100	7,11	7,47	120,1	130,2
	21,6	7,16	7,45	70,3	73,1
C95-16T0	100	7,37	7,25	99,7	103
	21,6	7,34	7,25	70	73,3

<b>Tests Algues.4jours</b>					
<b>Site: Deschambault</b>			<b>Periode: T1</b>		
<b>Début test:</b>		<b>95-07-14</b>			
#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C95-45T1	100	8.07	8.58	737	607
	6.25	8.06	7.91	154.40	157
C95-46T1	100	7.93	9.24	282	290
	6.25	7.96	8.35	127.4	135.7
C95-47T1	100	7.92	9.50	359	348
	6.25	7.87	8.71	131	136.7
C95-48T1	100	7.78	9.56	470	488
	6.25	7.88	8.59	140.1	147.4

<b>Tests Algues.4jours</b>					
<b>Site: Deschambault</b>			<b>Periode: T2</b>		
<b>Début test: 95-09-7</b>					
#Ech	concentrati	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-83T2	100	7,47	7,69	195,2	224
	13	7,3	7,01	71,4	79
C095-84T2	100	7,9	8,6	397	453
	13	7,63	7,69	98	105,1
C095-85T2	100	8,02	8,39	493	439
	13	7,69	7,58	110,2	105,3
C095-86T2	100	7,73	8,04	298	336
	13	7,36	7,7	84,7	97,6

<b>Tests Algues.4jours</b>					
<b>Site: Deschambault</b>			<b>Periode: T3</b>		
<b>Début test: 95-10-16</b>					
#Ech	concentrati	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-100T3	100	7,69	6,87	246	280
	13	6,82	7,71	95,3	104
C095-101T3	100	7,56	7,94	169,2	191,3
	13	7,54	7,64	70,8	73,1
C095-102T3	100	7,79	8,89	319	365
	13	7,57	8,01	91,2	98,2
C095-103T3	100	7,65	8,32	203	234
	13	7,59	7,91	75,8	83,4

**Tests Algues.4jours**

**Site: Sorel**

**Periode: T1**

**Début test: 95-06-22**

#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C0-1720T1	100	7.48	7.76	180	192.2
	21.6	7.52	7.48	88.8	95.5
C0-1819T1	100	7.71	7.86	199.4	208
	21.6	7.61	7.48	91.8	98.3
C0-2124T1	100	7.57	7.79	185.5	192.9
	21.6	7.52	7.5	89.3	96.3
C0-2223T1	100	7.64	7.95	220	220
	21.6	7.58	7.59	95.8	102.7
C0-2528T1	100	7.69	8	286	289
	21.6	7.64	7.6	111.4	118.2
C0-2627T1	100	7.48	7.6	174.1	187
	21.6	7.47	7.38	86	94.7

Tests Algues.4jours

Site: Sorel

Periode: T2

Début test: 95-09-21

#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-87T2	100	7.62	8.59	185.8	160
	13	7.43	7.66	72.9	74.6
C095-88T2	100	7.88	8.31	806	618
	13	7.73	8.22	153.6	115.3
C095-89T2	100	8.03	8.39	1449	1114
	13	7.85	8.13	243	207
C095-90T2	100	8.19	8.39	3010	2480
	13	8.01	8.04	412	373

**Tests Algues.4jours**

**Site: Saint Anicet**

**Periode: T1**

**Début test: 95-07-14**

#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-49T1	100	7.72	7.76	224	235
	6.25	7.95	8.61	124.1	131.8
C095-50T1	100	7.45	7.64	257	293
	6.25	7.74	8.35	124.4	130.2
C095-51T1	100	7.78	7.92	318	314
	6.25	7.64	8.21	129.9	141
C095-52T1	100	7.57	7.61	406	422
	6.25	8.05	8.23	135.1	140.4
C095-53T1	100	7.94	8.33	255	269
	6.25	7.75	8.27	126.1	132.9
C095-54T1	100	8.03	8.32	336	338
	6.25	8.01	8.4	131.7	138.5
C095-55T1	100	8.12	8.54	523	516
	6.25	8.12	8.65	143.2	150

**Tests Algues.4jours**

**Site: Saint Anicet**

**Periode: T2**

**Début test: 95-10-12**

#Ech	concentrat	pH		Conductivité μS/cm	
		Début	Fin	Début	Fin
C095-92T2	100	7.77	8.1	204	161.7
	13	7.99	8.29	1127	951
C095-93T2	100	7.46	8.84	160.7	163.6
	13	7.5	8.44	68.4	72
C095-94T2	100	7.92	8.25	1012	960
	13	7.73	8.07	183.9	170.1
C095-95T2	100	7.82	8.14	862	798
	13	7.67	8.01	163.3	144.8
C095-96T2	100	7.95	8.43	1014	933
	13	7.73	8.22	186.3	155.3
C095-97T2	100	7.86	8.64	440	405
	13	7.57	9.09	105.3	106
C095-98T2	100	7.75	9.33	324	327
	13	7.74	9.12	91	94.4
C095-99T2	100	7.76	8.39	476	422
	13	7.62	7.6	109.9	101.6

**Tests P.F.8jours**Site: **Saint Lambert**Periode: **T0**Début test: **95-6-21**

#Ech	pH		Conductivité $\mu\text{S/cm}$	
	Début	Fin	Début	Fin
<b>Témoin</b>	<b>6.93</b>	<b>7.42</b>	<b>65.68</b>	<b>61.78</b>
C095-1T0	6.65	6.97	44.7	54.3
C095-2T0	5.95	6.42	31.1	36.1
C095-3T0	6.14	6.72	50.7	55.1
C095-4T0	6.01	6.23	61.4	64.2
C095-5T0	6.34	6.46	50.7	51.3
C095-6T0	4.83	6.06	32.6	32.8
C095-7T0	5.5	6.1	32.9	38.7
C095-8T0	5.91	6.35	38.1	45.5
C095-9T0	9.11	8.01	181.1	249
C095-10T0	6.78	6.87	78	93.8
C095-11T0	5.83	6.84	43.6	50.7
C095-12T0	6.3	6.51	67.7	74.5

**Tests P.F.8jours**Site: **Saint Lambert**Periode: **T1**Début test: **95-07-19**

#Ech	pH		Conductivité $\mu\text{S/cm}$	
	Début	Fin	Début	Fin
Témoïn	8.36	8.04	115.3	125
C095-29T1	8.14	7.58	76.1	94.2
C095-30T1	9.25	8.22	300	390
C095-31T1	9.29	8.09	161.2	209
C095-32T1	9.24	7.71	303	384
C095-33T1	8.61	7.48	119	148.8
C095-34T1	9.01	7.58	297	356
C095-35T1	8.87	7.85	107.3	133.4
C095-36T1	8.95	7.59	81.8	103.4
C095-37T1	9.14	7.71	151.1	193.1
C095-38T1	8.32	7.11	321	424
C095-39T1	8.48	7.33	181.7	235
C095-40T1	8.89	7.5	65.6	83.2
C095-41T1	7.62	7.6	73.4	89.4
C095-42T1	8.88	7.94	137.4	144.9
C095-43T1	9.43	7.88	118.2	145.2
C095-44T1	9.18	7.67	227	287

**Tests P.F.8jours**Site: **Saint Lambert**Periode: **T2**Début test: **95-08-01**

#Ech	pH		Conductivité $\mu\text{S/cm}$	
	Début	Fin	Début	Fin
Témoin	7.12	7.19	53.3	63.3
C095-61T2	6.92	7.02	23.9	31.3
C095-62T2	7.02	7.15	40.3	50.6
C095-63T2	7.4	7.61	52.6	69.4
C095-64T2	7.33	7.48	50.4	63.6
C095-65T2	6.89	7.14	26.6	36.1
C095-66T2	7.11	7.28	37.5	47.2
C095-67T2	6.7	6.97	25.1	32.8
C095-68T2	6.52	6.9	21.9	29.1
C095-69T2	6.86	7.15	29.9	33.7
C095-70T2	6.84	7.13	39.3	52
C095-71T2	6.69	6.97	25	34.5
C095-72T2	6.58	6.87	20.5	25.3
C095-73T2	6.59	4.44	42	71
C095-74T2	7.02	6.82	27.3	35.8
C095-75T2	6.64	6.62	18.46	24.7
C095-76T2	6.71	6.86	35.6	48

**Tests P.F.8jours**Site: **Saint Lambert**Periode: **T3**Début test: **95-09-05**

#Ech	pH		Conductivité $\mu\text{S/cm}$	
	Début	Fin	Début	Fin
<b>Témoin</b>				
C095-77T3	7.23	6.55	56	78
C095-78T3	6.83	6.59	35.8	52.3
C095-79T3	6.42	6.52	23.3	37.8
C095-80T3	7.4	7.67	157.2	215
C095-81T3	7.03	7.4	70.9	96.1
C095-82T3	6.93	7.3	68.6	99.6

<b>Tests P.F.8jours</b>				
<b>Site: Descambault</b>			<b>Periode: T0</b>	
<b>Début test: 95-6-21</b>				
#Ech	pH		Conductivité μS/cm	
	Début	Fin	Début	Fin
C095-13T0	6,21	6,41	68,6	65,8
C095-14T0	6,81	7,25	67,4	71,2
C095-15T0	6,77	7,29	76,1	85,5
C095-16T0	6,56	7,16	51,9	55,5

<b>Tests P.F.8jours</b>				
<b>Site: Descambault</b>			<b>Periode: T1</b>	
<b>Début test: 95-7-19</b>				
#Ech	pH		Conductivité μS/cm	
	Début	Fin	Début	Fin
C095-45T1	9,58	8,85	415	456
C095-46T1	9,07	8,15	164,6	196,7
C095-47T1	9,18	8,27	225	263
C095-48T1	9,16	8,42	350	426

<b>Tests P.F.8jours</b>				
<b>Site: Descambault</b>			<b>Periode: T2</b>	
<b>Début test:95-09-07</b>				
#Ech	pH		Conductivité μS/cm	
	Début	Fin	Début	Fin
C095-83T2	9	8,03	163,1	209
C095-84T2	9,48	8,43	393	507
C095-85T2	9,34	8,47	329	378
C095-86T2	9,31	8,07	271	332

<b>Tests P.F.8jours</b>				
<b>Site: Descambault</b>			<b>Periode: T3</b>	
<b>Début test:95-10-18</b>				
#Ech	pH		Conductivité μS/cm	
	Début	Fin	Début	Fin
Témoin	6.71	7.45	54.4	61.6
C095-100T3	8.03	8.44	278	303
C095-101T3	8.34	7.33	344	344
C095-102T3	8.06	7.77	207	280
C095-103T3	7.88	7.59	130	177.7

<b>Tests P.F.8jours</b>				
<b>Site: Sorel</b>		<b>Periode: T1</b>		
<b>Début test: 95-6-21</b>				
#Ech	pH		Conductivité μS/cm	
	Début	Fin	Début	Fin
<b>Témoin</b>	<b>6,84</b>	<b>7,4</b>	<b>64,6</b>	<b>61,8</b>
<b>C017-20T1</b>	<b>7,12</b>	<b>7,34</b>	<b>117,7</b>	<b>164</b>
<b>C018-19T1</b>	<b>7,27</b>	<b>7,51</b>	<b>121,2</b>	<b>157,5</b>
<b>C021-24T1</b>	<b>7,7</b>	<b>7,49</b>	<b>117,4</b>	<b>146,3</b>
<b>C022-23T1</b>	<b>7,54</b>	<b>7,66</b>	<b>148,7</b>	<b>185,4</b>
<b>C025-28T1</b>	<b>7,11</b>	<b>7,65</b>	<b>238</b>	<b>300</b>
<b>C026-27T1</b>	<b>6,64</b>	<b>7,15</b>	<b>140,6</b>	<b>179,8</b>

<b>Tests P.F.8jours</b>				
<b>Site: Sorel</b>		<b>Periode: T2</b>		
<b>Début test: 95-09-20</b>				
#Ech	pH		Conductivité μS/cm	
	Début	Fin	Début	Fin
<b>Témoin</b>	<b>6.61</b>	<b>7.04</b>	<b>55</b>	<b>67.2</b>
<b>C095-87T2</b>	<b>8.61</b>	<b>7.84</b>	<b>111.8</b>	<b>138.4</b>
<b>C095-88T2</b>	<b>8.72</b>	<b>7.17</b>	<b>481</b>	<b>513</b>
<b>C095-89T2</b>	<b>8.32</b>	<b>7.9</b>	<b>1071</b>	<b>1117</b>

**Tests P.F.8jours****Site: Saint Anicet****Periode: T1****Début test: 95-07-27**

#Ech	pH		Conductivité $\mu\text{S}/\text{cm}$	
	Début	Fin	Début	Fin
Témoin	8.36	7.86	115.3	132.4
C095-49T1	7.06	7.4	111.4	125.1
C095-50T1	6.73	7.13	147.6	178.3
C095-51T1	8.04	7.2	203	207
C095-52T1	7.11	7	298	360
C095-53T1	8.63	7.92	137.8	168.5
C095-54T1	8.95	8.01	194.6	238
C095-55T1	9.3	8.86	340	430

<b>Tests P.F.8jours</b>				
<b>Site:</b>		<b>Saint Anicet</b>		<b>Periode: T2</b>
<b>Début test:</b>		<b>95-10-18</b>		
#Ech	pH		Conductivité μS	
	Début	Fin	Début	Fin
<b>Témoin</b>	<b>6,71</b>	<b>7,45</b>	<b>54,4</b>	<b>64,3</b>
<b>C095-92T2</b>	<b>8,9</b>	<b>7,21</b>	<b>710</b>	<b>893</b>
<b>C095-93T2</b>	<b>7,45</b>	<b>7,15</b>	<b>103,7</b>	<b>132,9</b>
<b>C095-94T2</b>	<b>8,6</b>	<b>7,39</b>	<b>812</b>	<b>958</b>
<b>C095-95T2</b>	<b>8,56</b>	<b>7,05</b>	<b>696</b>	<b>752</b>
<b>C095-96T2</b>	<b>8,88</b>	<b>7,9</b>	<b>792</b>	<b>880</b>
<b>C095-97T2</b>	<b>8,91</b>	<b>8,52</b>	<b>318</b>	<b>349</b>