

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

France Pelletier

**IMPACT DE DIFFÉRENTES PRATIQUES CULTURALES
SUR LA PERSISTANCE DE L'HERBICIDE ATRAZINE
ET SUR LA BIOMASSE MICROBIENNE DU SOL**

Décembre 1992

REMERCIEMENTS

Je remercie mon directeur de recherche, le docteur Jean-Pierre Villeneuve pour ses encouragements et son support. Je tiens aussi à remercier tout spécialement mon co-directeur, le docteur Pierre Lafrance, pour sa disponibilité, ses conseils toujours pertinents ainsi que pour m'avoir permis de partager avec lui son expérience, autant au niveau théorique qu'expérimental.

Je désire remercier tout particulièrement le docteur Denis Angers, d'Agriculture Canada, pour sa grande contribution scientifique, son soutien et sa disponibilité toujours très appréciés. Aussi, je remercie M. Patrice Jolicoeur pour sa patience, son support technique et ses encouragements.

Je tiens à remercier le docteur Régis Simard, d'Agriculture Canada, pour ses précieux conseils relatifs à l'échantillonnage ainsi que pour l'investigation et l'instauration du site expérimental de culture de Pont-Rouge.

Également, j'aimerais remercier Valérie Villeneuve, Isabelle Villeneuve, Paul Boisvert, Bernard Veilleux, Christophe Desjobert et surtout Caroline Côté pour leur participation technique.

Enfin, je remercie mon partenaire de tous les jours, Donald Tremblay, pour sa patience et son support manifestés tout au long de la réalisation de ce projet de maîtrise.

La réalisation de ma maîtrise au centre INRS-eau a été pour moi des plus enrichissante, tant au niveau académique, scientifique que professionnel.

RÉSUMÉ

Ce projet s'inscrit dans la problématique de l'impact des herbicides sur l'environnement, et plus particulièrement sur la qualité des sols agricoles et des eaux souterraines.

La dégradation des terres agricoles a incité les chercheurs à proposer de nouvelles pratiques culturales visant principalement la conservation du sol. Toutefois, ces nouvelles pratiques risquent de favoriser l'utilisation d'herbicides, lesquels sont soupçonnés avoir des effets toxiques sur des espèces non ciblées. De plus, certaines études ont démontré la présence de pesticides dans les eaux souterraines. L'eau souterraine étant une ressource importante au Québec, il faut donc veiller à sa conservation. Pour ce faire, il est nécessaire de mettre en place un système de surveillance, mais il faut d'abord posséder les connaissances relatives à l'impact des pratiques culturales sur le destin des pesticides. Le présent projet avait deux objectifs principaux. Le premier était d'étudier la persistance et la mobilité de l'herbicide atrazine dans la zone non-saturée d'un site expérimental, sous culture de maïs et soumis à 2 types de fertilisation. Le deuxième objectif était d'étudier l'impact de cet herbicide sur les populations microbiennes, lesquelles sont particulièrement actives dans les cycles des nutriments du sol.

Pour réaliser ces objectifs, nous avons utilisé des bio-indicateurs globaux de la quantité et de l'activité des populations microbiennes du sol. Les bio-indicateurs choisis sont: la biomasse microbienne du sol (déterminée par fumigation) et le taux d'ammonification de l'arginine. Ces derniers représentent l'ensemble des populations microbiennes du sol, lesquelles sont, entre autres, responsables de la biodégradation de l'atrazine. Le site expérimental comportait six traitements: deux types de fertilisation (inorganique versus inorganique + organique) et trois doses d'application d'atrazine (0, 1 et 2 kg m.a.ha⁻¹).

L'ajout du fertilisant organique a permis d'augmenter, et ce de façon significative, la quantité et l'activité des microorganismes du sol, mais n'a pas influencé la dégradation de l'atrazine. Ceci nous indique que la biodégradation n'a pas été le principal processus de dégradation de l'atrazine. Les conditions climatiques particulièrement sèches qui sont survenues lors de la réalisation de ce projet, ont possiblement favorisé l'adsorption de l'atrazine sur les particules de sol, et ainsi diminué sa biodisponibilité. De plus, les paramètres biologiques étudiés ont démontré une certaine influence de l'application d'atrazine. Toutefois, les effets observés semblent être de nature indirecte, et plutôt reliés aux variations des contenus en eau et en carbone organique soluble engendrées par l'application d'atrazine.

TABLE DES MATIÈRES

REMERCIEMENTS	i
RÉSUMÉ	iii
TABLE DES MATIÈRES	v
LISTE DES FIGURES	viii
LISTE DES TABLEAUX	x
1. INTRODUCTION	1
1.1 Impact environnemental des activités agricoles	3
1.2 Qualité des eaux en milieu agricole	5
1.3 Le devenir de l'herbicide atrazine dans le sol	6
1.4 Utilisation d'indicateurs biologiques du sol	7
1.5 Objectifs de ce projet de recherche	8
2. REVUE DE LITTÉRATURE	11
2.1 Évaluation de la quantité et de l'activité des microorganismes du sol	13
2.1.1 Biomasse microbienne	15
2.1.2 Activité microbienne	17
2.2 Atténuation de l'herbicide atrazine	19
2.2.1 Généralités sur les processus d'atténuation	19
2.2.2 Dégradation de l'atrazine dans le sol	22
3. MATÉRIEL ET MÉTHODES	27
3.1 Le site expérimental	29
3.2 L'échantillonnage	31
3.3 Méthodes analytiques	32
3.3.1 Contenu en eau	32
3.3.2 Biomasse microbienne	33
3.3.3 Activité microbienne	33
3.3.4 Activité spécifique	34
3.3.5 Carbone organique soluble	34
3.3.6 Atrazine	34

3.4	L'analyse statistique	35
3.5	Données météorologiques	36
4.	RÉSULTATS ET DISCUSSION	39
4.1	Influence des traitements appliqués au site	41
4.1.1	Influence de l'amendement organique	41
4.1.2	Influence de l'application d'atrazine	45
4.2	Distribution verticale des paramètres étudiés	50
4.2.1	Paramètres biologiques et carbone orga- nique soluble	50
4.2.2	Atrazine	54
4.3	Variations saisonnières et interactions entre les paramètres étudiés	56
4.3.1	Contenu en eau	56
4.3.2	Biomasse microbienne	56
4.3.3	Carbone organique soluble et activité micro- bienne	60
4.3.4	Activité spécifique	65
4.3.5	Atrazine	66
5.	CONCLUSION	71
	BIBLIOGRAPHIE	77
	ANNEXES	A-1
A.	MATÉRIEL ET MÉTHODES	A-3
A.1	Instauration du site expérimental de culture	A-3
A.2	Échantillonnage	A-4
A.3	Techniques analytiques	A-4
A.3.1	Paramètres physico-chimiques	A-4
A.3.1.1	Carbone et azote total	A-4
A.3.1.2	pH du sol	A-5
A.3.1.3	Contenu en eau	A-5
A.3.1.4	Contenu en carbone organique soluble	A-6
A.3.1.5	Extraction et dosage de l'herbicide atrazine	A-6

A.3.2	Paramètres biologiques	A-11
A.3.2.1	Biomasse (fumigation-extraction (FEM))	A-11
A.3.2.2	Activité microbienne (ammonification de l'arginine)	A-12
B.	RÉSULTATS COMPLÉMENTAIRES	A-15

LISTE DES FIGURES

2.1	Structure chimique de l'atrazine et de ses sous- produits	23
3.1	Site expérimental de culture de Pont-Rouge	30
4.1	Variation saisonnière du carbone organique soluble (C.O.S.) en fonction du type de fertilisation dans la profondeur 0-10 cm	42
4.2	Variation saisonnière de la biomasse microbienne en fonction du type de fertilisation dans la profondeur 0-10 cm	42
4.3	Variation saisonnière de l'activité microbienne en fonction du type de fertilisation dans les profondeurs 0-10 cm et 10-20 cm.	43
4.4	Variation saisonnière des concentrations résiduelles en atrazine en fonction de la dose d'application, dans la profondeur 0-10 cm.	46
4.5	Variation saisonnière du contenu en eau en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans la profondeur 0-10 cm.	47
4.6	Variation saisonnière du carbone organique soluble (C.O.S.) en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans la profondeur 0-10 cm.	48
4.7	Variation saisonnière de l'activité spécifique en fonction de la dose d'application d'atrazine dans la profondeur 0-10 cm.	49
4.8	Distribution verticale de la biomasse microbienne dans le profil de sol.	51
4.9	Distribution verticale de l'activité microbienne dans le profil de sol	51
4.10	Distribution verticale de l'activité spécifique dans le profil de sol	52
4.11	Distribution verticale du carbone organique soluble (C.O.S.) dans le profil de sol	53

4.12	Distribution verticale de la concentration résiduelle en atrazine, dans le profil de sol, en fonction de la dose d'application	54
4.13	Conditions climatiques existantes durant l'étude.	55
4.14	Variation saisonnière du carbone organique soluble (C.O.S.) et de l'activité microbienne en fonction du type de fertilisation, dans la profondeur 0-10 cm.	63
4.15	Variation de l'activité spécifique en fonction de la biomasse microbienne (n=632)	65
B.1	Variation saisonnière du contenu en eau en fonction du type de fertilisation dans la profondeur 0-10 cm.	A-19
B.2	Variation saisonnière de l'activité spécifique en fonction du type de fertilisation dans la profondeur 0-10 cm	A-19
B.3	Variation saisonnière du contenu en eau en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans les profondeurs 10-20 cm et 20-30 cm	A-20
B.4	Variation saisonnière du carbone organique soluble (C.O.S.) en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans la profondeur 10-20 cm	A-21
B.5	Variation saisonnière de la biomasse microbienne en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans les profondeurs 0-10, 10-20 et 20-30 cm.	A-22 et A-23
B.6	Total mensuel des précipitations et total mensuel normal des précipitations (Environnement Canada, 1992)	A-24

LISTE DES TABLEAUX

3.1	Caractéristiques physico-chimiques du sol de Pont-Rouge dans le profil de sol	29
3.2	Fréquence de l'échantillonnage sur le site expérimental de culture de Pont-Rouge	32
4.1	Variation des paramètres biologiques à travers le profil de sol	52
4.2	Coefficients de corrélation linéaire (r) entre les différents paramètres étudiés, en fonction du type de fertilisation et de la profondeur	58
4.3	Variables du modèle de dégradation de l'atrazine selon la cinétique de réaction d'ordre 1, pour la profondeur 0-10 cm.	67
A.1	Résumé des pourcentages de récupération obtenus pour chaque session d'extraction de l'atrazine	A-7
A.2	Taux de récupération pour l'extraction et le dosage de l'atrazine en fonction du type de fertilisation	A-9
A.3	Probabilités (P) calculées lors de l'analyse de variance effectuée sur les mesures du pourcentage de récupération de l'atrazine en fonction du type de fertilisation	A-10
B.1	Probabilités calculées lors de l'analyse de variance effectuée sur les mesures des différents paramètres pour chaque campagne, à la profondeur 0-10 cm	A-15
B.2	Probabilités calculées lors de l'analyse de variance effectuée sur les mesures des différents paramètres pour chaque campagne, à la profondeur 10-20 cm	A-16
B.3	Probabilités calculées lors de l'analyse de variance effectuée sur les mesures des différents paramètres pour chaque campagne, à la profondeur 20-30 cm	A-17
B.4	Coefficients de corrélation linéaire (r) entre les différents paramètres étudiés dans la profondeur 0-10 cm, en fonction de la dose d'application d'atrazine	A-18

INTRODUCTION

CHAPITRE 1: INTRODUCTION

1.1 IMPACT ENVIRONNEMENTAL DES ACTIVITÉS AGRICOLES

Bien que le Canada soit un pays vaste, seulement 5% de son territoire convient à la production d'une grande variété de cultures. Grâce aux nouvelles pratiques culturales, les agriculteurs sont aujourd'hui en mesure de produire des variétés améliorées de certaines espèces végétales en quantité supérieure à celle que l'on trouverait sans de telles pratiques.

Malheureusement, l'agriculture intensive que l'on pratique aujourd'hui influence la qualité des terres agricoles. On assiste ainsi à une diminution de même qu'à la destruction de leur productivité à long terme et de leur capacité à entretenir la diversité de la vie et les écosystèmes. Les formes les plus courantes de dégradation des sols agricoles sont: l'érosion, le compactage, l'acidification et la perte de leur matière organique, laquelle a diminué de 30% à 40% dans l'est du Canada depuis les années 1960 (Environnement Canada, 1991a). La dégradation des sols agricoles se solde par des rendements de culture faibles, une lutte constante contre les mauvaises herbes et un besoin toujours croissant d'engrais (Dodge, 1989) et de pesticides. En effet, le pourcentage des superficies qui sont traitées avec des pesticides a augmenté de 20% à plus de 50% entre 1970 et 1985 (Environnement Canada, 1991a). En 1982, les triazines et les triazoles constituaient le groupe le plus important de pesticides vendus au Québec, soit 570,8 tonnes au total (Environnement Canada, 1987). Par ailleurs, l'érosion et l'épuisement des sols en éléments nutritifs et en matières organiques sont accentués par le travail classique

du sol (labourage et hersage). Afin d'améliorer la conservation des sols, les chercheurs travaillent présentement à la mise au point de solutions de recharge acceptables, permettant de réduire les impacts du travail du sol sur l'érosion, le contenu en matières organiques et en eau du sol. C'est ainsi que ces derniers proposent diverses méthodes visant à réduire le travail du sol (ex.: travail réduit, travail minimum et culture sans travail du sol). Mais l'adoption de ces nouvelles techniques risque d'augmenter l'utilisation d'herbicides (A. A. Aquatic Research Limited, 1985).

Les pratiques agricoles ont entraîné des coûts environnementaux non seulement associés à la dégradation des sols, mais aussi à la contamination des ressources en eau. Des études ont dernièrement démontré la présence de pesticides (Environnement Canada, 1986; Muir et coll., 1978) et d'éléments nutritifs, tels les nitrates (Richards et coll., 1990), pouvant agir comme contaminant dans les eaux de surface et souterraines. D'autres part, étant donné l'importance des interactions entre l'agriculture et l'environnement, il est de plus en plus manifeste que les pratiques culturales tiennent compte du rôle des populations biologiques du sol. En effet, la biomasse microbienne joue un rôle primordial dans le recyclage des éléments nutritifs essentiels au maintien de la fertilité des sols (Somerville et Greaves, 1987). Cette biomasse est également très importante dans la biodégradation des pesticides utilisés en agriculture: elle détermine, dans une grande mesure, la persistance des pesticides au champ, et donc les risques de contamination des eaux de surface et souterraines. Mais les microorganismes du sol sont sensibles à l'environnement qu'ils occupent et sont donc susceptibles aux modifications de leur habitat. Il est alors important de déterminer les effets secondaires que peuvent avoir les pesticides sur les espèces biologiques non-ciblées, du fait de leur implication écologique.

1.2 QUALITÉ DES EAUX EN MILIEU AGRICOLE

Les réserves d'eau souterraine occupent une place importante dans les ressources exploitables en eau au Québec. Leur qualité supérieure, de même que leur disponibilité, expliquent que 65% des municipalités et 20% de la population s'en approvisionnent (Ministère de l'Environnement du Québec, 1988). Il y a donc un intérêt évident à veiller sur la conservation de la qualité de ces dernières, tant au niveau pratique (grande disponibilité), qu'économique (coût d'exploitation, complexité des problèmes de décontamination).

La dépendance à l'égard de l'emploi croissant de pesticides dans le milieu agricole a soulevé plusieurs inquiétudes qui, malheureusement, se sont avérées justifiées dans certains cas. En effet, des cas de contamination d'eau souterraine par les pesticides ont déjà été signalés au Québec et au Canada (Environnement Canada, 1986 et 1990; Ministère de l'Environnement du Québec, 1989; Muir et Baker, 1976; Muir et coll., 1978; Richard et coll., 1975; Von Stryk et Bolton, 1977). Ces cas sont, le plus souvent, décelés dans les régions agricoles, là où on utilise les pesticides de façon intensive.

Une étude portant sur la détection de 37 pesticides dans l'eau de réseaux de distribution du Québec, effectuée de mai 1985 à février 1988, a démontré que seuls les représentants de la famille des triazines (l'atrazine, la simazine et la cyanazine) et deux composés de la famille des acides aryloxy (2,4-D, MCPA) ont été retrouvés dans l'eau de consommation (Ministère de l'Environnement du Québec, 1989). Cette même étude mentionne que l'atrazine, herbicide couramment utilisé dans la culture du maïs, est celui que l'on détecte le plus souvent dans l'eau traitée et dont les concentrations mesurées sont les plus élevées. Il faut aussi préciser que le maïs est la céréale la plus répandue au Québec. Ces faits justifient le choix de s'impliquer au niveau de l'étude du

devenir et de l'impact de l'atrazine sur la qualité des sols, et donc des eaux.

1.3 LE DEVENIR DE L'HERBICIDE ATRAZINE DANS LE SOL

La détection de pesticides dans les eaux souterraines démontre clairement qu'il est urgent d'avoir à notre disposition des outils nous permettant d'évaluer la vulnérabilité des nappes à la contamination, de même que l'impact de ces substances sur l'environnement. Pour ce faire, il est nécessaire de connaître et de mieux comprendre les différents processus impliqués, de même que leur degré d'intervention respectif lors de la contamination des eaux.

Les processus d'atténuation des pesticides dans le sol agissent sur la concentration et sur la mobilité de ces composés. Ces processus sont: la volatilisation, la photodécomposition, la bioaccumulation, la dégradation microbienne, la dégradation abiotique (ex.: l'hydrolyse) et l'adsorption qui est principalement responsable (avec l'infiltration) de la vitesse de migration verticale des pesticides. Parmi ces différents processus, les auteurs s'accordent pour dire que la dégradation microbienne et la dégradation abiotique, par hydrolyse chimique le plus souvent, constituent les principales voies de dégradation de l'atrazine dans le sol. Des facteurs comme les précipitations, la température, le vent et la radiation solaire peuvent influencer la persistance et la migration vers les eaux souterraines des pesticides.

Bien que plusieurs études ont déjà été réalisées sur les conditions physico-chimiques de la dégradation des pesticides dans le sol (Skipper et coll., 1967, 1978; Russell et coll., 1968; Armstrong et Chesters, 1968; Obien et Green, 1969; Roeth et coll., 1969), très peu de travaux se sont donnés pour objectif l'étude de la persistance de pesticide telle que conditionnée par les populations microbiennes du sol sur des sites expérimentaux de culture (Ghassemi et coll., 1981; Lafrance et coll., 1992). De même, peu

d'études ont porté sur la caractérisation de la quantité et de l'activité des microorganismes dans le profil du sol, ceci en relation avec la quantité de pesticides pouvant migrer vers les nappes d'eau souterraine, et c'est pourquoi on s'y attarde dans le présent projet.

1.4 UTILISATION D'INDICATEURS BIOLOGIQUES DU SOL

Les indicateurs biologiques sont des outils importants en ce qui concerne l'évaluation de l'impact d'un phénomène ou d'un composé sur les organismes vivants. Cet impact peut se traduire tant au niveau qualitatif que quantitatif. De plus, les indicateurs biologiques peuvent éventuellement être utilisés pour évaluer la capacité du milieu à dégrader des composés organiques de synthèse, tels les pesticides, ce qui permet de mieux évaluer les risques de migration de concentrations significatives en contaminant vers les eaux de surface et souterraines. Toutefois, le sol étant un milieu hétérogène, il serait peu justifié d'appliquer des résultats obtenus en laboratoire à des sites réels de culture. Ceci est dû aux conditions intrinsèques du terrain qui sont très variables ou difficiles à contrôler, telles que la distribution spatiale du pesticide au site, la variation de température, d'humidité, d'aération, des espèces et densités en plantes et en organismes, ainsi que divers processus de dissipation, tels la volatilisation, le lessivage et plusieurs autres difficiles à reproduire en laboratoire. Il est donc nécessaire, dans le cas des microorganismes du sol, de travailler avec des bio-indicateurs représentatifs de l'ensemble des populations microbiennes vivant en conditions environnementales réelles.

Dans le présent projet, deux indicateurs biologiques sont testés sur des échantillons de sol provenant d'un site expérimental de culture. Le premier permet l'évaluation de la quantité de biomasse microbienne par la détermination du contenu en carbone

microbien, selon la méthode de fumigation-extraction au chloroforme (Vance et coll., 1987). Le second détermine le niveau d'activité globale des microorganismes, à l'aide de la technique d'évaluation du taux d'ammonification de l'arginine, lequel taux est reconnu comme étant un indicateur valable de l'activité microbienne dans les sols (Alef et coll., 1988). En utilisant ces deux bio-indicateurs, nous tenterons d'évaluer les effets secondaires de l'atrazine sur la quantité et l'activité de la biomasse microbienne indigène du sol. Aussi, ces bio-indicateurs nous permettront d'étudier la relation possible entre d'une part, la biomasse et l'activité microbienne et d'autre part, la persistance de l'atrazine dans le sol. À ce sujet, il sera intéressant d'avoir des niveaux de biomasse ou d'activité microbienne qui varient sur un large domaine de valeur: ceci pourra être obtenu dans cette étude en utilisant deux types de fertilisation sur le site expérimental.

L'étude de la variation spatio-temporelle des bio-indicateurs du sol s'avère toutefois complexe en conditions environnementales, puisque les espèces biologiques sont en étroite relation avec leur environnement. Ainsi, le type de sol, les conditions climatiques, les traitements appliqués au sol, la flore et les populations microbiennes elles-mêmes, conditionnent la vie et le développement de la biomasse. C'est pourquoi des mesures de contenus en eau et en carbone organique soluble, réalisées en parallèle avec celles des deux bio-indicateurs, pourront être utiles lors de l'interprétation des variations de ces paramètres biologiques, ainsi que lors de la caractérisation de la persistance de l'atrazine.

1.5 OBJECTIFS DE CE PROJET DE RECHERCHE

Le présent projet s'inscrit dans la problématique de la contamination des eaux souterraines par les pesticides qui est notamment associée à celle de la dégradation des sols agricoles. Ce projet a deux objectifs principaux. Le premier est d'étudier la

persistance et la mobilité, dans la partie supérieure du sol, de l'herbicide atrazine utilisé en culture réelle de maïs. Ceci sera étudié en relation avec les traitements appliqués au site expérimental qui sont l'amendement inorganique versus inorganique + organique, et la dose d'application d'atrazine. Le deuxième objectif est de vérifier si l'application d'atrazine, selon les doses recommandées dans la pratique culturale pour le maïs, n'engendre pas d'effets secondaires sur les populations microbiennes impliquées dans le conditionnement de la fertilité des sols agricoles et très probablement dans la dégradation de l'atrazine. Pour ce faire, des prélèvements périodiques de sol seront effectués sur un site expérimental de culture de maïs comportant, sur différentes parcelles, trois doses d'atrazine et les deux types de fertilisation, afin de favoriser le développement de niveaux de biomasse et d'activité microbienne différents. Les pratiques culturales utilisées sont représentatives de la culture du maïs au Québec.

Suite à l'acquisition des résultats et dans un premier temps, une analyse de variance sur les données obtenues sera effectuée dans le but de distinguer les effets significatifs des traitements appliqués au site. Dans un deuxième temps, on caractérisera la distribution verticale des différents paramètres biologiques et de l'atrazine dans le profil de sol, afin d'évaluer le potentiel de détoxification des populations microbiennes et le transport de l'atrazine vers la nappe d'eau souterraine. Dans une troisième étape, une étude de corrélation sera effectuée afin d'identifier les relations pouvant exister entre les paramètres étudiés. Enfin, et dans la quatrième partie, les résultats de l'évolution temporelle des concentrations résiduelles en atrazine seront utilisés afin de caractériser la cinétique de dégradation de l'atrazine sous les divers traitements appliqués.

REVUE DE LITTÉRATURE

CHAPITRE 2: REVUE DE LITTÉRATURE

2.1 ÉVALUATION DE LA QUANTITÉ ET DE L'ACTIVITÉ DES MICROORGANISMES DU SOL

Les quantités considérables d'herbicides utilisées dans l'agriculture moderne nous incitent à nous préoccuper de l'impact qu'ils peuvent produire sur les microorganismes du sol qui sont responsables de leur biodégradation. À ce titre, et bien que plusieurs herbicides n'aient aucun effet sur les microorganismes ou sur les processus biochimiques dans lesquels ils interviennent, d'autres ont des effets secondaires, parfois bénéfiques, parfois dommageables. Il est donc impératif d'étudier l'impact de l'atrazine sur les populations microbiennes du sol, du fait que cet herbicide est l'un des plus utilisé au Canada (Environnement Canada / Agriculture Canada, 1987) et du fait de l'implication de la biomasse microbienne dans la régulation des cycles des éléments nutritifs et de leur disponibilité, ainsi que dans la biodégradation de cet herbicide.

La décomposition dans le sol de résidus, animaux ou végétaux, libère des éléments nutritifs essentiels à la croissance végétale et au développement microbien. Les cycles des éléments nutritifs du sol impliquent des réactions biochimiques, chimiques et physico-chimiques. Les processus biochimiques sont réalisés par les enzymes, lesquelles peuvent provenir des microorganismes, des racines de végétaux ou de la faune du sol. Il est important de pouvoir définir la dynamique des populations microbiennes afin de modéliser les transformations qui surviennent dans le sol, non seulement en ce qui a trait à la qualité du sol agricole, mais

aussi en sa capacité d'autoépuration (ex.: dégradation des pesticides susceptibles d'être exportés vers les eaux de surface ou souterraines). Pour ce faire, il est nécessaire d'identifier et d'évaluer l'influence des différents facteurs du milieu qui interviennent sur cette dynamique.

Certains de ces facteurs ont déjà été identifiés: les conditions climatiques qui régissent à la fois la température et le contenu en eau du sol, la structure et la composition du sol, les traitements agricoles appliqués, ainsi que la quantité et la nature de la matière organique. Dans le cas des pesticides épandus en milieu agricole, et dans le but d'éviter la contamination des eaux, il faut aussi améliorer les connaissances et caractériser les relations qui peuvent exister entre le niveau d'activité microbienne et le taux de dégradation du contaminant potentiel. Également, il faut développer les connaissances de l'impact des pesticides sur l'activité microbienne, laquelle est responsable de la dégradation des contaminants.

Les différentes techniques mises au point pour la quantification des populations microbiennes ne mesurent pas toutes les mêmes composantes microbiennes. En effet, les populations microbiennes peuvent être divisées en trois composantes: 1° la biomasse active, laquelle population est en mesure de croître et de réaliser toutes les fonctions métaboliques qui y sont reliées; 2° la biomasse latente qui peut se développer lorsque des conditions favorables le permettent; et 3° la biomasse dormante composée de spore, kyste, etc. (Smith et coll., 1986). Ainsi, alors que certaines techniques évaluent la quantité de biomasse microbienne en ne faisant aucune distinction sur leur état métabolique, d'autres, par contre, évaluent la biomasse active et on parle alors de bioactivité ou d'activité microbienne.

L'évaluation de la quantité de biomasse du sol peut se faire par dénombrement microscopique (Jenkinson et coll., 1976) ou par le dosage de composés spécifiques de la matière vivante tels des

constituants cellulaires (Swift, 1973), des composés nucléiques, (Jenkinson et Oades, 1979), du carbone microbien par la technique de fumigation au chloroforme suivie, soit par une incubation (FIM; Jenkinson et Powlson, 1976a, 1976b) soit par une extraction (FEM; Vance et coll., 1987). Les mesures d'activités microbiennes, pour leur part, peuvent être ou bien des mesures d'activité enzymatique comme les phosphomonoestérases, l'arylsulfatase, l'invertase, la déshydrogénase, l'amidase ou l'uréase (Martens et coll., 1992), ou encore des mesures de respiration du sol (consommation d'O₂ ou dégagement de CO₂), ou encore des tests de consommation de substrat en temps court où l'on mesure la vitesse de métabolisation d'un substrat ajouté qui est facilement assimilable par la plupart des microorganismes. On retrouve dans cette dernière catégorie la respiration induite par un substrat (SIR), tel le glucose (Anderson et Domsch, 1978), et le taux d'ammonification de l'arginine (Alef et Kleiner, 1986). Les indicateurs biologiques utilisés pour réaliser le présent projet sont: la méthode de fumigation-extraction (FEM) telle que décrite par Vance et coll. (1987) pour l'obtention du carbone microbien, et: l'évaluation du taux d'ammonification de l'arginine comme indicateur de l'activité microbienne globale liée au cycle de l'azote (Alef et coll., 1988).

2.1.1 Biomasse microbienne

La biomasse microbienne du sol comprend les bactéries, actinomycètes, champignons, algues et la microfaune. En plus de constituer une part non négligeable de la matière organique du sol, soit environ 2% à 4% du carbone total et 4% à 8% de l'azote total (Nicolardot et coll., 1982), la biomasse microbienne est utilisée comme indicateur de la fertilité des sols du fait qu'elle permet d'évaluer les variations de carbone et d'azote organiques du sol. De plus, la biomasse microbienne est responsable de la biodégradation de nombreux pesticides dans l'eau du sol. La densité de biomasse joue donc un rôle important dans le risque de contamination de l'eau souterraine.

La méthode de fumigation-extraction au chloroforme utilisée pour la quantification de la biomasse est présentement l'une des plus populaires: elle permet une évaluation rapide, facilement reproductible et peu coûteuse du carbone microbien, lequel est ensuite converti en quantité de biomasse. De plus, elle a déjà été employée pour évaluer l'impact des pesticides 2,4-D et glyphosate (Olson et Lindwall, 1991; Wardle et Parkinson, 1992).

Le principe de cette technique est simple. On utilise des vapeurs de chloroforme afin de briser les membranes cellulaires des microorganismes du sol, permettant ainsi la libération du contenu cellulaire, des organismes sensibles, dans le sol. On extrait ensuite le carbone organique rendu extractible par l'étape de la fumigation. La quantité de carbone organique permet alors de calculer, à l'aide d'un échantillon contrôle et du facteur de conversion approprié (K_{EC}), la quantité de biomasse microbienne. Le chloroforme est utilisé comme fumigant du fait qu'il est un biocide efficace et qu'il ne solubilise pas la matière organique non-microbienne du sol, ou ne la rend pas plus facilement décomposable (Jenkinson, 1976). Cependant, bien qu'il soit efficace, il ne détruit pas toutes les bactéries ou les champignons présents (Ingham et Horton, 1987).

Parmi les différentes techniques disponibles pour l'estimation de la biomasse microbienne du sol, la procédure de fumigation-extraction offre plusieurs avantages (Blagodatskiy et coll., 1987; Vance et coll., 1987; Jenkinson, 1988; Sparling et West, 1988a, 1988b; Tate et coll., 1988). Bien que Tate et coll. (1988) aient observé que le contenu en eau n'avait pas d'influence détectable sur l'efficacité d'extraction d'une solution de K_2SO_4 , certains auteurs ont émis une mise en garde quant à l'application de cette technique sur des sols particulièrement secs, du fait que les résultats obtenus, dans ce cas, sont anormalement faibles (West et coll., 1988a, 1988b; Sparling et West, 1989; Ross, 1989). Les principales hypothèses suggérées pour expliquer ce phénomène sont: 1° la diminution du rendement d'extraction du carbone par suite de

l'inhibition de l'activité enzymatique qui solubilise le carbone organique libéré par les cellules fumigées (Brookes *et coll.*, 1985a, 1985b; Amato et Ladd 1988; Sparling et West, 1989); 2° l'augmentation du caractère hydrophobe des échantillons de sol particulièrement secs, par le traitement au chloroforme, qui diminue la dispersion du sol lors de l'extraction (Ross, 1989, 1990); 3° le choc osmotique (Harris, 1981; Kieft *et coll.*, 1987); 4° la diminution de l'efficacité du fumigant pour des sols particulièrement secs. Sparling et West (1989) ont cependant réfuté cette dernière hypothèse du fait que la respiration du sol (SIR) était similaire dans les échantillons secs ou réhumidifiés, après avoir subi la fumigation au chloroforme. En ce qui concerne le stress relié au niveau d'humidité du sol, Kieft *et coll.* (1987) ont précisé qu'il ne comprend pas uniquement le problème de déficit en eau, mais aussi celui du choc osmotique que peuvent subir les microorganismes lors de l'humidification rapide d'un tel sol au moment de l'extraction. Enfin, il est particulièrement important, ici, de porter une attention toute spéciale au contenu en eau du sol du fait que: (i) la biomasse microbienne est fortement influencée, dans certains cas, par les variations de contenu en eau du sol (Bottner, 1985; Campbell et Biederbeck, 1976; Wardle et Parkinson, 1990; West *et coll.*, 1988a), (ii) le sol utilisé dans la présente expérimentation est un sable (voir la section "Matériel et Méthodes"), et ce type de sol a la caractéristique d'avoir une faible capacité de rétention d'eau.

2.1.2 Activité microbienne

Les techniques d'évaluation de l'activité globale des microorganismes du sol doivent être non-spécifiques, afin de prendre en compte la diversité des espèces microbiennes (bactéries, protozoaires, champignons, etc.). La période d'incubation, durant laquelle a lieu la réaction étudiée, doit être aussi brève que possible afin d'éviter qu'il y ait des changements au niveau du nombre de cellules ou de leur état physiologique, puisque les

conditions imposées par le test différent de celles existant lors du prélèvement.

Dans la présente étude, on a opté pour l'évaluation du taux d'ammonification de l'arginine développé par Alef et Kleiner (1986). Cette méthode consiste à mesurer le taux de catabolisme de l'acide aminé L-arginine par le suivi de l'ammonium (NH_4^+) produit lors de l'utilisation de ce substrat comme source de carbone. Alef et Kleiner (1987) ont démontré que cette activité était produite par les microorganismes vivants, et non pas par les enzymes libres dans le sol. La plupart, sinon toutes les bactéries hétérotrophes du sol, ont la capacité d'ammonifier l'arginine et le glutamate (Alef et Kleiner, 1986). L'ammonification de l'arginine est donc utilisée comme bio-indicateur de la capacité de minéralisation de l'azote, laquelle a une importance primordiale dans le rendement des sols agricoles. Mais la détermination de l'activité microbienne globale du sol est aussi très importante du fait qu'il peut exister une relation directe entre les niveaux d'activité microbienne du sol et le taux de dégradation d'herbicides (Avidov et coll., 1985).

L'ammonification de l'arginine est une méthode rapide, peu coûteuse et qui permet une évaluation ponctuelle (en 3 heures) de l'activité microbienne. Le principe de cette méthode est semblable à celui de la respiration induite par un substrat (SIR) tel que le glucose, cette dernière méthode étant par ailleurs abondamment utilisée. Toutefois, dans le cas de l'ammonification, la courbe qui caractérise l'évolution de la libération d'ammonium en fonction du temps est linéaire pendant au moins 4 heures (Alef et Kleiner, 1987), et, contrairement à la méthode SIR, l'ammonification ne montre pas de phase de latence à la suite de l'ajout du substrat. Ceci démontre que ni la quantité, ni l'état physiologique des microorganismes présents, ne sont changés pendant la réaction et que la capacité d'ammonifier l'arginine reflète l'état d'origine des populations microbiennes dans les échantillons prélevés du terrain et analysés en laboratoire.

Les populations microbiennes présentent souvent une corrélation positive avec les contenus en eau et en carbone organique du sol (Šantrůčková et Straškraba, 1991). C'est pourquoi on effectuera donc, dans cette étude, le suivi des contenus en eau et en carbone organique soluble afin de pouvoir isoler l'impact de ces facteurs, de ceux pouvant être produit par les traitements appliqués au site. Aussi, il n'existe pas de relation bien définie entre la quantité de biomasse et l'activité microbienne. Certains auteurs (Insam et Domsch, 1988; Šantrůčková et Straškraba, 1991), qui utilisaient le taux de respiration comme mesure de l'activité microbienne, ont donc décidé de calculer le niveau d'activité respiratoire spécifique. Insam et Domsch (1988) ont même observé que ce taux de respiration spécifique était relié à l'hypothèse de l'optimisation d'utilisation d'énergie lors du développement d'un écosystème. C'est pourquoi nous calculons, dans la présente étude, le niveau d'activité spécifique (taux d'ammonification de l'arginine par unité de biomasse microbienne), mais aussi du fait que ce paramètre combine les variations de la quantité et de l'activité des microorganismes.

2.2 ATTÉNUATION DE L'HERBICIDE ATRAZINE

2.2.1 Généralités sur les processus d'atténuation

L'origine des xénobiotiques organiques dans les sols est liée aux activités industrielles et agricoles. L'étendue et la gravité de la pollution est en relation avec les modes d'entrée des xénobiotiques dans les écosystèmes (Barriuso et coll., 1991). On peut différencier deux types de pollution à partir des sources dont elles proviennent. La pollution de source *diffuse* se caractérise par des concentrations faibles s'étendant sur de grandes superficies, alors que la pollution de source *ponctuelle* est constituée de sources fixes et précises qui rejettent des quantités importantes de polluants. L'application de pesticides dans le secteur agricole

constitue un exemple de pollution diffuse potentielle, et ces contaminants peuvent affecter la qualité des ressources en eau par suite de l'infiltration et de l'écoulement souterrain, ou par suite du ruissellement.

Les composés organiques sont soumis, dès leur arrivée au sol, à des modifications quantitatives et qualitatives provoquant leur dissipation ou leur transformation, selon des cinétiques de réaction caractéristiques de la nature des composés, du mode d'application et des conditions du milieu (Soulas, 1985; Alexander et Scow, 1989). Divers processus physiques, chimiques et biologiques conditionnent le destin des pesticides dans le sol et l'eau du sol: ce sont les vitesses auxquelles ces processus s'effectuent qui déterminent la mobilité et la persistance des pesticides (Wagenet et Rao, 1990).

Les processus d'atténuation des contaminants dans le sol peuvent être divisés en deux catégories distinctes: 1° *rétenion et mobilité*, fonction de l'infiltration et de l'adsorption-désorption du contaminant sur les constituants du sol, et: 2° *transformation et persistance*. La dégradation du contaminant est définie comme étant le processus par lequel la structure moléculaire de ce contaminant est modifiée par voie chimique ou biochimique avec décomposition éventuelle en produits inorganiques comme le dioxyde de carbone, l'eau et des sels. Sous les conditions environnementales, des processus tels que la volatilisation, le lessivage, le ruissellement, l'utilisation par les plantes ont lieu séparément ou simultanément avec la dégradation, réduisant ainsi la concentration de l'herbicide au site d'application. Cependant, ces processus ne font que transférer le contaminant d'une place à une autre: seule la dégradation l'élimine de l'environnement. Les processus de transport doivent donc être distingués des processus de transformation (Cheng et Lehmann, 1985).

Par ailleurs, seuls les composés biodisponibles sont affectés par la biodégradation, laquelle est conditionnée par la quantité et

l'activité microbiennes, les propriétés du pesticide, le type de sol et les conditions climatiques. Dans le cas du sol, on reconnaît généralement trois compartiments principaux dans lesquels les composés xénobiotiques se répartissent: le composé en solution, le composé adsorbé-facilement désorbable et le composé adsorbé-difficilement désorbable (résidus liés au sol). Ce dernier ne peut être extrait du sol par les techniques courantes utilisant des solvants organiques et peut constituer jusqu'à 57% de la quantité appliquée dans le cas des herbicides du groupe des s-triazines (Calderbank, 1989). Bertin (1989) a d'ailleurs démontré que l'incorporation des résidus liés d'atrazine dans les composés humiques du sol augmente avec le temps. En général, les résidus liés tendent à évoluer dans le même sens que la matière organique du sol à laquelle ils sont associés (Schiavon et coll., 1977).

La disponibilité des xénobiotiques organiques est liée à leur présence dans la solution du sol (Calvet, 1988). Celle-ci est déterminée par la solubilité des molécules dans l'eau et surtout par les caractéristiques de leur rétention sur les constituants du sol (Nicholls, 1988; Yaron, 1989). À ce titre, les auteurs s'accordent pour dire que la matière organique et la teneur en argile sont les principaux constituants contrôlant la mobilité et la disponibilité des pesticides face au métabolisme microbien (Kearney et Kellogg, 1985).

Les quantités de xénobiotiques présentes dans la solution du sol sont fonction de la dynamique d'adsorption-désorption du composé. Cette adsorption, qui conditionne la disponibilité des xénobiotiques, est quantifiée à l'aide des isothermes d'adsorption et de désorption qui sont décrites par diverses fonctions mathématiques, parmi lesquelles l'équation de Freundlich qui est la plus utilisée:

$$S = K_f C_e^n \quad (2.1)$$

où S est la concentration de xénobiotique adsorbée sur le sol (mg.kg^{-1} de sol); C_e est la concentration du xénobiotique dans la solution en équilibre avec la phase adsorbée (mg.L^{-1}); et K_f et n sont des paramètres empiriques, K_f représentant la capacité d'adsorption et n étant un indice d'affinité du xénobiotique pour le sol (Giles et coll., 1960; Calvet, 1989; Weber et Miller, 1989). L'argile, la matière organique, la température et le pH jouent un rôle important dans l'adsorption de plusieurs composés. Par ailleurs, les matières colloïdales, de par leur capacité d'adsorption élevée pour de nombreux xénobiotiques, dont l'atrazine, jouent un rôle majeur dans le transport et la distribution de ces composés dans le milieu (Means et Wijayarathne, 1981).

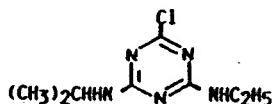
2.2.2 Dégradation de l'atrazine dans le sol

L'atrazine a été introduite pour la première fois vers 1960 afin de lutter contre les mauvaises herbes des champs de maïs. Aujourd'hui, l'atrazine est utilisée en agriculture comme herbicide sélectif de pré- et post-émergence pour la protection du maïs contre les mauvaises herbes latifoliées et les graminées. On recommande habituellement une application de 1 à 4 kg m.a.ha⁻¹ (m.a. = matière active), et on emploie des doses plus élevées lorsqu'on l'utilise comme herbicide non-sélectif. La formulation peut être sous forme liquide, poudre mouillable, émulsion ou en granules. Au Québec, l'atrazine est généralement appliquée en pré-émergence à la surface du sol, par pulvérisation sur les terres cultivées. Le mode d'action de cet herbicide a lieu à l'intérieur des chloroplastes des plantes qui l'absorbent et où il agit comme inhibiteur de la réaction de Hill et de la photophosphorylation non-cyclique qui y est associée, bloquant ainsi le processus de photosynthèse.

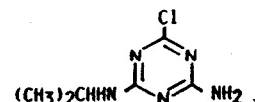
L'atrazine (2-chloro-4-éthylamino-6-isopropylamino-1,3,5 triazine (Figure 2.1a), fait partie du groupe des s-triazines. La concentration maximale acceptable provisoire pour l'atrazine, indiquée dans les recommandations pour la qualité de l'eau potable

au Canada, est de 60 $\mu\text{g.L}^{-1}$ (Santé et Bien-être Canada, 1987).

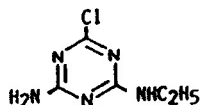
a) Atrazine



b) Dééthylatrazine



c) Déisopropylatrazine



d) Hydroxyatrazine

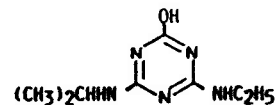


Figure 2.1: Structure chimique de l'atrazine et de ses sous-produits.

L'atrazine est stable en solution légèrement acide ou alcaline (Environnement Canada, 1990), présente une valeur de coefficient d'adsorption dans le sol (K_d -24h; rapport entre la quantité adsorbée et la quantité dans une solution, à l'équilibre), obtenue expérimentalement, qui varie entre 1.2 et 21, indiquant ainsi une faible affinité d'adsorption (Wauchope et Myers, 1985). L'atrazine présente aussi une pression de vapeur de 3×10^{-7} mm Hg à 20°C (peu volatile; Verschueren, 1983), et une solubilité de 30 mg.L^{-1} à 20°C dans l'eau (Burkhard et Guth, 1981). Il est important de noter ici que les produits qui ont une solubilité supérieure à 30 mg.L^{-1} sont généralement considérés comme mobile dans la matrice du sol.

Les principaux processus qui déterminent le destin de l'atrazine dans le milieu sont: l'hydrolyse, l'adsorption, la dégradation microbienne, la volatilisation et la photodégradation. Le mécanisme primaire de la dégradation microbienne est une désalkylation qui permet la libération du déisopropylatrazine et/ou déséthylatrazine (Figures 2.1b et 2.1c), ce dernier étant le principal métabolite de la dégradation microbienne (Goswami et Green, 1971). La désalkylation peut se produire simultanément avec

l'hydrolyse chimique, favorisant ainsi l'ouverture de l'hétérocycle azoté (l'anneau), et conduisant à une dégradation microbienne complète (Goswami et Green, 1971). L'hydrolyse chimique de l'atrazine en hydroxyatrazine (Figure 2.1d) peut être catalysée par l'adsorption aux particules de sol ou sur des colloïdes et est fortement influencée par la cinétique d'adsorption-désorption: plus l'adsorption augmente, plus la demi-vie dans le sol diminue (Armstrong et Chesters, 1968). Elle est aussi régie par le pH et la teneur en matières organiques du sol (Environnement Canada, 1987). L'ajout de fertilisants permet généralement d'augmenter la biomasse et l'activité microbienne du sol, ce qui peut favoriser le taux de dégradation. Mais on peut aussi, par ce traitement, augmenter la capacité d'adsorption du sol pour les herbicides, ce qui peut les protéger de l'attaque microbienne. Parmi les autres processus d'atténuation, la volatilisation est fonction de la turbulence du vent, du mode d'épandage (pulvérisation ou incorporation), de la température et de la concentration initiale d'atrazine. Ce processus, de même que la photodégradation, sont toutefois limités lors de l'infiltration de l'atrazine dans le sol.

Des différents types de modèles développés pour décrire la vitesse de biodégradation (Klecka, 1985), nous avons utilisé la cinétique du premier ordre. Cette dernière peut inclure les transformations biotiques et abiotiques, et ainsi caractériser la disparition totale de l'atrazine:

$$C = C_0 e^{-kt} \quad (2.2)$$

où C est la concentration résiduelle en atrazine (mg.kg^{-1}) au temps t (j); C_0 est la concentration initiale en atrazine (mg.kg^{-1}), et k est la constante de vitesse de disparition du composé (d^{-1}). Le temps de demi-vie ($t_{1/2}$), qui représente le temps nécessaire à la disparition de la moitié de la quantité initiale de composé appliqué au site, est alors obtenu par la relation suivante:

$$t_{\frac{1}{2}} = \frac{\ln 2}{k} \quad (2.3)$$

Hill et coll. (1955) a été le premier à proposer l'application d'une cinétique de réaction d'ordre 1 pour décrire la dégradation d'herbicide dans le sol. Il reconnaissait déjà, à ce moment, que le contenu en eau du sol, de même que la température, pouvaient grandement affecter le taux de dégradation. Burschel et Freed (1959) ont discuté de la validité de l'application d'une cinétique de premier ordre pour la dégradation de pesticides. Ils précisent que du fait que le sol, le contenu en eau et en microorganismes sont toujours en abondance, ou peuvent ne pas être limitants, la seule composante pouvant limiter le taux de dégradation est la concentration de l'herbicide. Ainsi, il est souvent considéré dans la littérature que la dégradation des pesticides en milieu terrestre suit une cinétique de réaction du premier ordre (Wagenet et Hutson, 1986): un certain nombre d'études a établi qu'il s'agissait d'une approximation raisonnable pour de nombreux cas (Wagenet, 1986). Toutefois, on doit savoir que l'application d'une cinétique de réaction d'ordre 1 implique que le temps de demi-vie ($t_{\frac{1}{2}}$) est indépendant de la concentration initiale en herbicide.

MATÉRIEL ET MÉTHODES

CHAPITRE 3: MATÉRIEL ET MÉTHODES

Ce chapitre décrit la méthodologie expérimentale utilisée dans la présente étude. Les détails techniques du matériel et des méthodes sont décrits à l'annexe A.

3.1 LE SITE EXPÉRIMENTAL

Le site, en jachère depuis trois ans, a été instauré sur un sable de la série de Pont-Rouge (podzol humo-ferrique) au printemps de l'année 1991. Les contenus en carbone total et azote total, de même que le pH du sol sont décrits au Tableau 3.1, alors que les techniques de détermination de ces caractéristiques sont décrites à l'annexe A.

Tableau 3.1: Caractéristiques physico-chimiques du sol de Pont-Rouge dans le profil de sol.

	Profondeur (cm)		
	0-10	10-20	20-30
Carbone total (%)	3,2±0,4	2,8±0,1	1,7±0,4
Azote total (%)	0,19±0,02	0,16±0,01	0,09±0,02
pH	5,5±0,1	5,6±0,1	5,6±0,1

Le plan du site expérimental de culture est exposé à la Figure 3.1. L'installation du site s'est faite le 21 mai 1991: la fertilisation et le semis ont alors été effectués. La fertilisation inorganique (FI) a été appliquée sur toute la superficie du site. Elle comprenait de l'azote, sous forme d'urée, du phosphore et du potassium aux taux de 120, 155 et 135 kg.ha⁻¹, respectivement. L'amendement organique (FIO), constitué d'un mélange de fumier de cheval et de copeaux de bois (compost jeune), a été appliqué au taux de 30 m³.ha⁻¹. On a ensuite procédé au semis du maïs sucré, de type Dartagnan, à un taux de 15 kg.ha⁻¹ avec un espace de 75 cm entre les rangs.

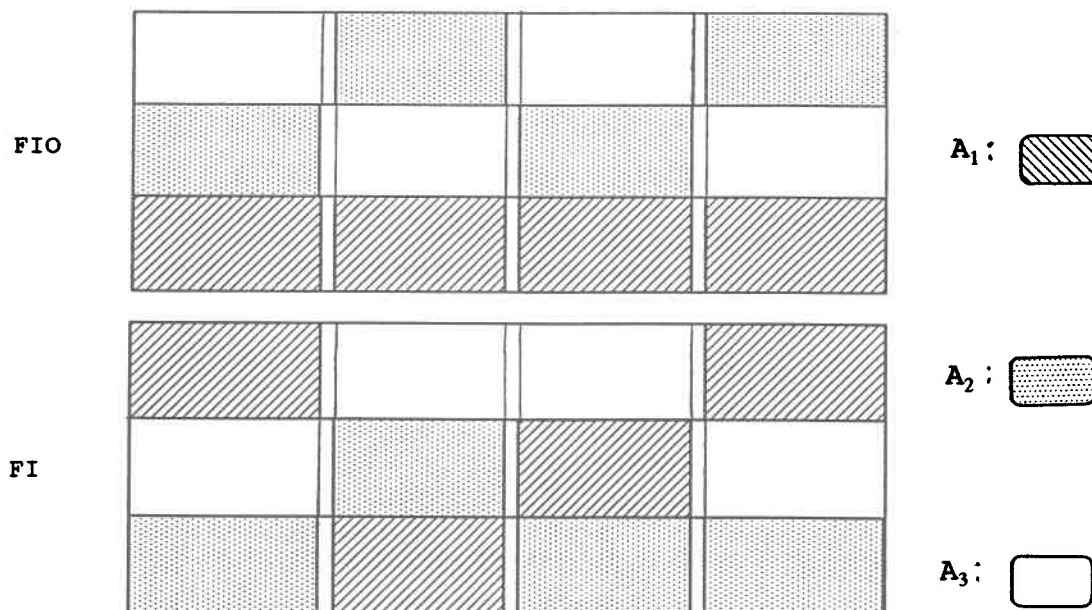


Figure 3.1: Site expérimental de culture de Pont-Rouge.

A_1 : 2 kg m.a.ha⁻¹; A_2 : 1 kg m.a.ha⁻¹; A_3 : 0 kg m.a.ha⁻¹

La pulvérisation de la solution d'atrazine (480 g m.a.L⁻¹; m.a. = matière active) a été effectuée en post-levée des mauvaises herbes, soit au stade de 1 à 4 feuilles, le 4 juin (jour 0), et sur

des parcelles déterminées aléatoirement pour chaque type de fertilisation et pour chaque bloc de réplicats. Trois (3) doses d'atrazine, soit 0, 1 et 2 kg m.a.ha⁻¹ ont été appliquées de façon aléatoire pour les deux types d'engrais. Le site était aménagé selon un dispositif de type "split-plot" (Little et Hills, 1978), de manière à avoir une meilleure précision dans l'évaluation de l'impact de la répression chimique, plutôt que sur le type de fertilisation. Les traitements appliqués au site comprenaient: deux (2) types de fertilisation en parcelles principales, trois (3) doses d'atrazine en sous-parcelles et quatre (4) bloc de réplicats pour un total de 24 parcelles d'une superficie de 72 m² chacune (6 x 12 m). Des zones tampons de 2 m et 3 m ont été aménagées respectivement entre les blocs de réplicats et les parcelles principales.

Le labour prématuré du site, dû au piètre état des plants de maïs, a été réalisé le 20 août (jour 77), puis un mélange de trèfle incarnat (8 kg.ha⁻¹) et d'orge (105 kg.ha⁻¹) a été semé le 23 août (jour 80).

3.2 L'ÉCHANTILLONNAGE

L'échantillonnage de sol, divisé en 13 campagnes, s'est étendu sur une période de 150 jours suivant l'application d'atrazine au jour 0. Les campagnes étaient plus fréquentes au début de l'expérimentation et devenaient plus distantes tout au long de la période de croissance du maïs. Une campagne supplémentaire a été effectuée le jour précédant l'application de l'atrazine (3 juin = jour -1). Les échantillons composés de sol (voir annexe A) étaient prélevés à la sonde dans la profondeur 0-10 cm, et occasionnellement aux profondeurs 10-20 cm et 20-30 cm afin d'être en mesure de déterminer la distribution verticale des paramètres. On retrouve le patron des fréquences d'échantillonnage, pour les différentes profondeurs, au Tableau 3.2.

Tableau 3.2: Fréquence de l'échantillonnage sur le site expérimental de culture de Pont-Rouge.

Profondeur (cm)	Jour d'échantillonnage*
0-10	-1, 1, 5, 10, 15, 21, 30, 41, 50, 70, 101, 122, 150
10-20	-1, 10, 21, 41, 70, 101, 122, 150
20-30	-1, 21, 41, 70, 101, 122, 150

* jour 0 = jour d'application d'atrazine.

Les paramètres suivants étaient déterminés à chaque campagne: contenu en eau, biomasse microbienne par fumigation-extraction au chloroforme, activité microbienne par le taux d'ammonification de l'arginine, carbone organique soluble et atrazine. Les contenus en azote total et en carbone total, de même que le pH, ont été mesurés sur les échantillons prélevés avant l'application d'atrazine (jour -1).

3.3 MÉTHODES ANALYTIQUES

3.3.1 Contenu en eau

À l'arrivée au laboratoire, les échantillons de sol frais sont immédiatement tamisés (<6 mm). On sèche une portion de l'échantillon à 105°C pendant 24 heures et on calcule le contenu en eau sur la base du poids sec. La biomasse, l'activité microbienne et le contenu en carbone organique soluble sont exprimés sur la base du poids sec calculé à partir des résultats de contenu en eau.

3.3.2 Biomasse microbienne

La méthode de fumigation au chloroforme a initialement été développée par Jenkinson et Powlson (1976a). Plusieurs auteurs ont ensuite développé la technique de fumigation-extraction permettant l'estimation des contenus en phosphore, soufre et azote microbien (Brookes *et coll.*, 1982, 1985b; Hedley et Stewart, 1982; Saggar *et coll.*, 1981). Ceux-ci ont ainsi inspiré Vance *et coll.* (1987) qui ont apporté les précisions nécessaires pour la détermination du carbone microbien.

Deux portions égales de sol frais préalablement tamisé (<6 mm), sont d'abord mesurées: l'une sert de témoin et l'autre d'essai. La portion "essai" est alors fumigée: le sol est mis en présence de vapeurs de chloroforme pour 24 heures afin de permettre au contenu cellulaire microbien de se répandre dans le sol à la suite du bris des membranes cellulaires. La portion "témoin" est conservée à 4°C pendant ce temps. On procède ensuite à l'extraction du carbone organique de ces échantillons de sol (témoin et essai) avec une solution de sulfate de potassium (K_2SO_4) 0,25 M, puis on dose le contenu en carbone organique dissous de ces extraits à l'aide d'un analyseur automatique Technicon (détection par conductivimétrie). La biomasse microbienne se calcule à partir de la différence entre le carbone organique de l'essai et du témoin (C_{flush}) auquel on applique un facteur de conversion (K_{EC}) de 0,38 pour obtenir le contenu en biomasse microbienne.

3.3.3 Activité microbienne

L'activité microbienne est évaluée selon la méthode de détermination du taux d'ammonification de l'arginine développée par Alef et Kleiner (1986), et modifiée par Alef *et coll.* (1988). Comme pour la biomasse, deux portions égales de sol frais, préalablement tamisées (<6 mm), sont mesurées: l'une sert de témoin et l'autre d'essai. On ajoute ensuite le substrat, L-arginine, aux deux

portions (témoin et essai) et on arrête immédiatement la réaction du "témoin" par congélation (-20°C). On laisse réagir la portion "essai" pendant trois heures avant de l'arrêter. On extrait ensuite les deux portions avec une solution de chlorure de potassium (KCl) 2 N, puis on dose l'ammonium (NH_4^+) contenu dans les extraits par colorimétrie avec un analyseur automatique Technicon. Par différence, on obtient la quantité d'ammonium libérée par l'activité microbienne, ce qui nous permet de calculer le taux d'ammonification.

3.3.4 Activité spécifique

L'activité spécifique est calculée en divisant le taux d'ammonification de l'arginine par la biomasse microbienne ($\text{mg NH}_4^+ \cdot \text{N} \cdot \text{h}^{-1} \cdot \text{mg C}^{-1}$).

3.3.5 Carbone organique soluble

Les échantillons de sol préalablement tamisés (<6 mm) sont conservés à -20°C avant leur analyse. On extrait une portion de sol décongelé avec de l'eau (rapport sol:eau de 1:2) et on dose le carbone organique dissous contenu dans les extraits à l'aide d'un auto-analyseur Technicon avec détection par conductivimétrie.

3.3.6 Atrazine

À l'arrivée au laboratoire, les échantillons sont tamisés (<2 mm), et une portion est séchée sous la hotte avant d'être conservée à -40°C . On extrait 7 g de sol sec décongelé avec de l'acétate d'éthyle ($\text{CH}_3\text{COOC}_2\text{H}_5$, qualité pesticide), et on dose l'atrazine (chloro-2 éthylamino-4 isopropylamino-6 s-triazine) à l'aide d'un chromatographe en phase gazeuse équipé de détecteurs sensibles et spécifiques à l'azote et au phosphore. L'efficacité d'extraction

moyenne a été estimée à 106.2% par des ajouts dosés d'atrazine de 0,5, 1,0 et 5 mg.kg⁻¹ de sol sec. L'analyse de variance n'a pas détecté de tendance soutenue entre les rendements pour les différentes doses (voir les Tableaux A.2 et A.3 de l'annexe).

3.4 L'ANALYSE STATISTIQUE

Les analyses de variance ont été effectuées selon la procédure GLM du logiciel SAS (SAS Institute Inc., 1985) afin d'identifier les différences significatives ($P \leq 0.05$) entre les effets des différents traitements pour chaque jour d'échantillonnage et chaque profondeur. L'analyse de variance nous permet de caractériser l'influence d'un facteur donné et de l'isoler de tous les autres facteurs en décomposant la variance globale de la population de résultats expérimentaux en deux parties:

- 1° variance représentant les fluctuations du facteur considéré
- 2° variance résiduelle représentant les fluctuations de tous les autres facteurs.

Une étude de corrélation linéaire, effectuée avec le même logiciel, a été réalisée dans l'étude de la cinétique de dégradation de l'atrazine (en utilisant l'équivalent logarithmique de l'équation de la cinétique du premier ordre), afin de déterminer le coefficient de corrélation linéaire entre les résultats expérimentaux et la cinétique du premier ordre. Une analyse de régression linéaire a aussi été réalisée dans l'analyse des résultats de concentrations résiduelles d'atrazine afin de déterminer les variables du modèle de dégradation ($t_{1/2}$, k , C_0).

Enfin, on a aussi effectué une étude de corrélation linéaire pour identifier les relations existant entre les différents paramètres étudiés.

3.5 DONNÉES MÉTÉOROLOGIQUES

Les données météorologiques (température, précipitations) compilées pour le site de Pont-Rouge, à la saison 1991, ont été fournies par la station météorologique Duchesnay du ministère de l'Environnement du Québec, alors que celles pour les données mensuelles normales proviennent de la station de l'aéroport de Québec, d'Environnement Canada.

RÉSULTATS
ET
DISCUSSION

CHAPITRE 4: RÉSULTATS ET DISCUSSION

4.1 INFLUENCE DES TRAITEMENTS APPLIQUÉS AU SITE

L'analyse de variance effectuée a permis d'identifier les impacts significatifs des traitements appliqués sur le site, soit l'application d'engrais organique ou d'atrazine, sur les paramètres à l'étude. Seuls les résultats où des différences significatives ont été observées sont discutés. Aucune tendance particulière n'a été observée au niveau de l'interaction entre les traitements (voir les Tableaux B.1 à B.3 en annexe). Dans les figures de variations saisonnières présentées ci-après, les flèches en abscisse indiquent les jours où des différences significatives entre les traitements sont observées. Dans ces mêmes figures, le jour 0 correspond à celui de l'application d'atrazine. Les figures de distribution verticale des différents paramètres ont été conçues en prenant en compte les résultats de tous les traitements, sauf celle pour les concentrations résiduelles d'atrazine.

4.1.1 Influence de l'amendement organique

CONTENU EN EAU, BIOMASSE, ACTIVITÉ MICROBIENNE ET CARBONE ORGANIQUE SOLUBLE

L'ajout de l'engrais organique a permis d'augmenter, et ce de façon continue dans la profondeur 0-10 cm, le carbone organique soluble (moyenne de 22%, variation de 0 à 66%), la biomasse microbienne (moyenne de 27%, variation de 3.3% à 42.7%) et l'activité microbienne (moyenne de 24%, variation de -9% à 51%), laquelle est encore appréciable dans la profondeur 10-20 cm (Figures 4.1 à 4.3). Une légère augmentation du contenu en eau a aussi été décelée (moyenne de 3%, variation de -4% à 9.6%; Tableaux B.1 à B.3 et Figures B.1 et B.2 en annexe).

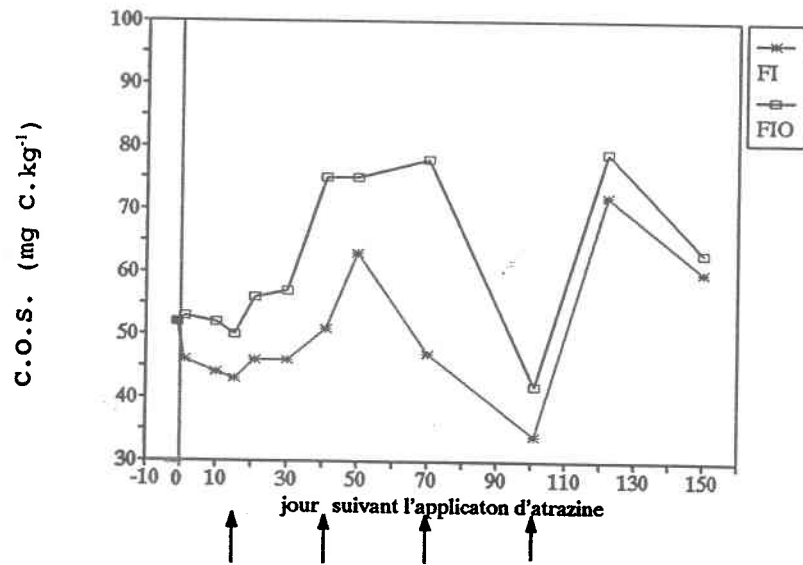


Figure 4.1: Variation saisonnière du carbone organique soluble (C.O.S.) en fonction du type de fertilisation dans la profondeur 0-10 cm. *FI: fertilisation inorganique; FIO: fertilisation inorganique + organique.*

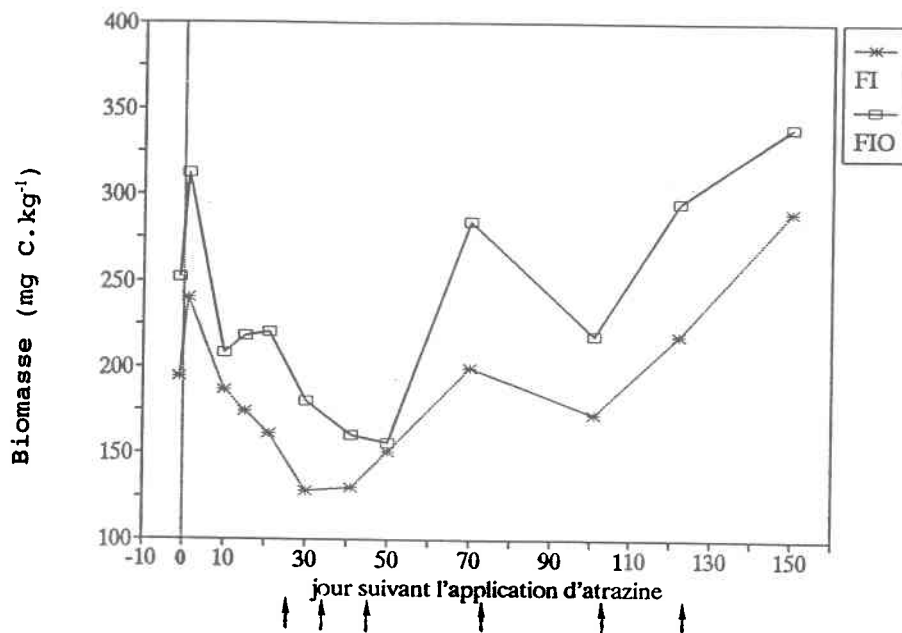


Figure 4.2: Variation saisonnière de la biomasse microbienne en fonction du type de fertilisation dans la profondeur 0-10 cm. *FI: fertilisation inorganique; FIO: fertilisation inorganique + organique.*

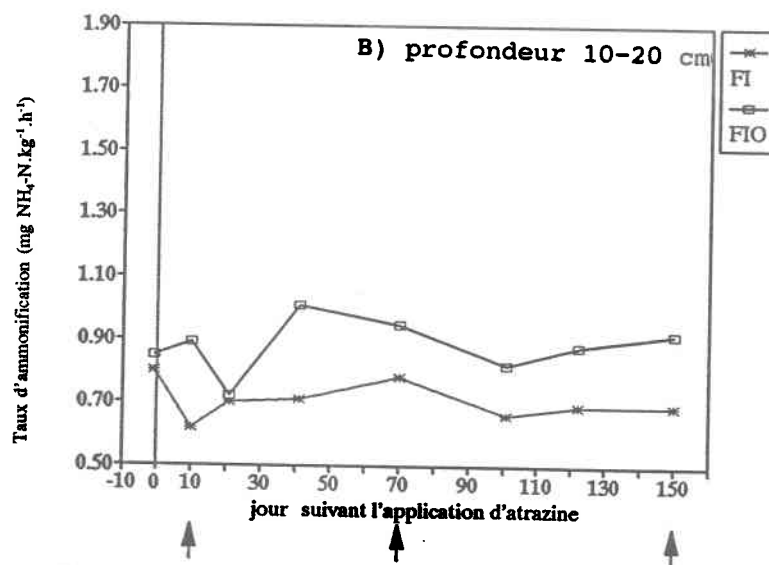
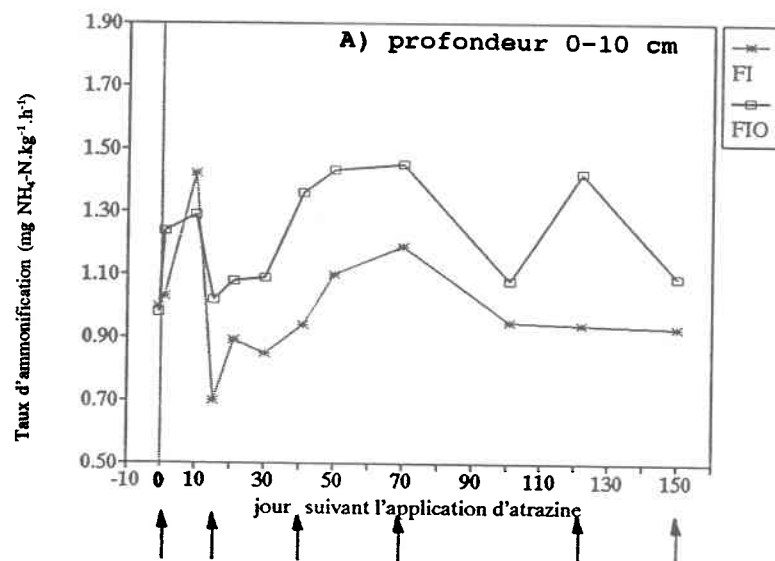


Figure 4.3:

Variation saisonnière de l'activité microbienne en fonction du type de fertilisation dans les profondeurs 0-10 cm et 10-20 cm. FI: fertilisation inorganique; FIO: fertilisation inorganique + organique.

L'objectif principal visé par l'amendement organique d'un sol agricole est l'augmentation de son contenu en matières organiques. La matière organique a plusieurs implications importantes au niveau du sol. En effet, elle influence la structure du sol, favorise l'établissement de bonnes conditions physiques, augmente la rétention d'eau des sols sableux (Larsen et coll., 1972) et surtout, constitue une source majeure d'énergie et d'éléments nutritifs pour la faune et la microflore. Les résultats obtenus dans la présente étude reflètent ces affirmations et plusieurs autres auteurs ont aussi démontré l'influence positive de l'ajout de matière organique sur le carbone organique (Powlson et coll., 1987), la biomasse ou/et son activité dans le sol (Balasubramanian et coll., 1972; Carter, 1986; Chaussod et coll., 1986a, 1986b; Nannipieri et coll., 1983; Powlson et coll., 1987; Zantua et Bremner, 1976; Martens et coll., 1992). Mais il faut toutefois souligner le fait que dans la présente étude, nous avons observé des effets à très court terme (une saison de culture).

ACTIVITÉ SPÉCIFIQUE

Bien que la quantité et l'activité de la biomasse microbienne du sol ait été affectée positivement par l'addition de fumure organique (traitement FIO), aucun impact significatif n'a été mis en évidence pour l'activité spécifique (Figure B.2 et Tableaux B.1 à B.3 de l'annexe). On peut donc déduire, en première analyse, que l'augmentation de l'activité microbienne observée dans les parcelles où la fumure organique a été ajoutée (FIO) provient de l'augmentation de la biomasse, durant laquelle on a conservé une même proportion de composantes actives. Myrold et Tiedje (1985) ont observé un impact similaire de l'apport de substrat carboné sur l'activité spécifique des dénitrificateurs (Taux de dénitrification/biomasse (ATP)).

ATRAZINE

Les résultats de l'analyse de variance ont démontré qu'il n'y a pas de tendances particulières au niveau de l'interaction entre les différents traitements appliqués au site (engrais*atrazine,

voir Tableaux B.1 à B.3 en annexe). La cinétique de dégradation de l'atrazine est donc demeurée inchangée à la suite de l'amendement organique. Cette observation est assez surprenante du fait que la biomasse, l'activité microbienne et le carbone organique soluble ont tous été augmentés par l'application de la fumure organique, et du fait que la biodégradation ainsi que l'hydrolyse chimique, parfois catalysée par la matière organique, sont reconnues comme étant les principales voies de dégradation de l'atrazine dans le sol (Environnement Canada, 1987).

Il faut cependant tenir compte du fait que le sol était particulièrement sec pendant les 50 premiers jours de l'étude (Figure B.1), ce qui peut avoir favorisé l'adsorption de l'atrazine sur la matière organique (Dao et Lavy, 1978), diminuant ainsi la biodisponibilité de l'atrazine. Mais cela peut aussi signifier que les augmentations de biomasse, d'activité microbienne et de carbone organique soluble observées sont insuffisantes pour affecter significativement la persistance de l'atrazine. D'autre part, Skipper et Volk (1972) ont mentionné que l'augmentation des microorganismes du sol n'était pas significativement reliée à la dégradation microbienne de l'atrazine. Les différences qualitatives à l'intérieur des populations microbiennes pourraient ainsi être plus importantes que les différences quantitatives. Enfin, les concentrations résiduelles en atrazine se sont rapidement retrouvées à des valeurs voisines des limites de détection, et sont donc entachées d'une erreur expérimentale plus élevée. Ceci a pu contribuer à masquer une différence significative lors de l'analyse de variance.

4.1.2 Influence de l'application d'atrazine

ATRAZINE

Les courbes de l'évolution de la concentration résiduelle en atrazine pour les trois doses d'application sont représentées à la Figure 4.4. L'influence du taux d'application de l'atrazine sur les

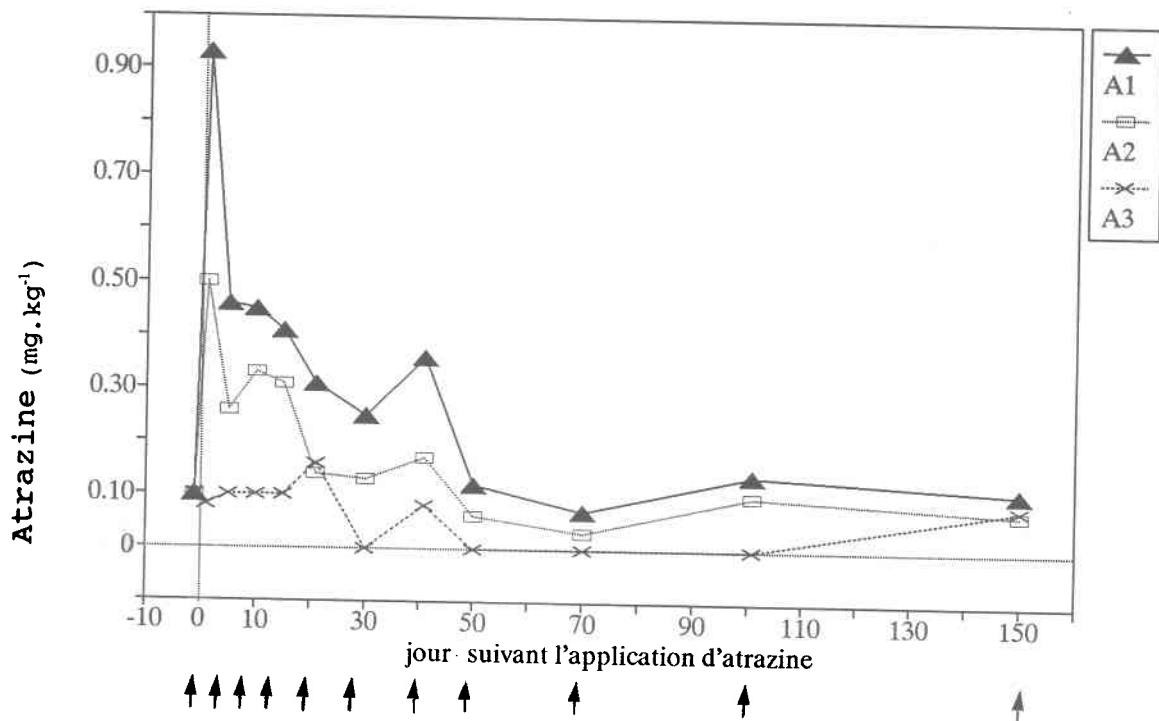


Figure 4.4: Variation saisonnière des concentrations résiduelles en atrazine en fonction de la dose d'application, dans la profondeur 0-10 cm.
A₁: 2 kg m.a. ha⁻¹; A₂: 1 kg m.a. ha⁻¹; A₃: 0 kg m.a. ha⁻¹

concentrations résiduelles d'atrazine du sol s'est manifestée continuellement et de façon significative tout au long de l'expérimentation. En effet, les concentrations résiduelles des parcelles sur lesquelles on a appliqué 2 kg.ha⁻¹ (A₁) sont toujours plus élevées que celles des parcelles ayant reçues 1 kg.ha⁻¹ (A₂) et que celles des parcelles n'ayant reçu aucune application (A₃). Il est important de noter que cette différence est toujours évidente dans la période où l'on suit les traces d'atrazine (jours 70 à 150).

CONTENUS EN EAU ET EN CARBONE ORGANIQUE SOLUBLE

Des différences significatives ont été détectées par l'analyse de variance, principalement lors des 50 premiers jours de l'expérimentation, pour le contenu en eau et en carbone organique soluble de la profondeur 0-10 cm. Dans le premier cas, le contenu en eau

augmente en fonction du taux initial d'application d'atrazine (Figure 4.5). Cet effet est aussi significatif aux jours 21 et 41 dans les autres profondeurs de 10-20 cm et 20-30 cm (Figure B.3 et Tableaux B.2 et B.3 de l'annexe).

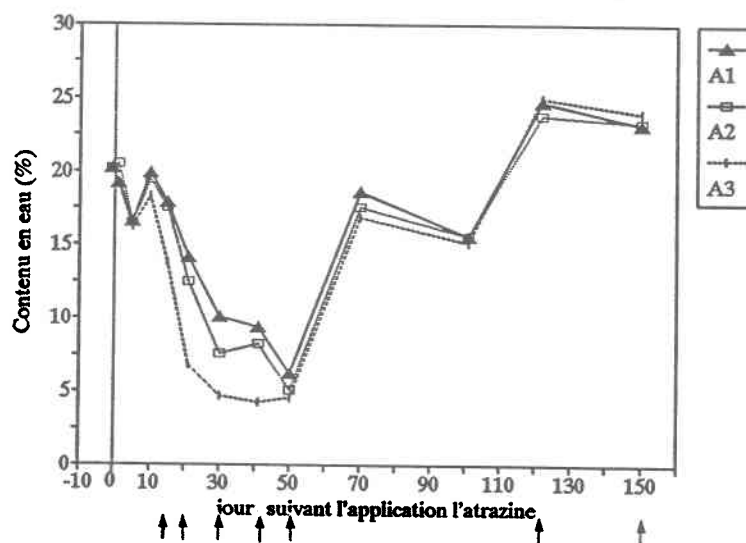


Figure 4.5: Variation saisonnière du contenu en eau en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans la profondeur 0-10 cm.

A_1 : 2 kg m.a.ha⁻¹; A_2 : 1 kg m.a.ha⁻¹; A_3 : 0 kg m.a.ha⁻¹

Dans le deuxième cas, le carbone organique soluble est significativement plus élevé dans les parcelles sans atrazine aux jours 21, 30, 41 et 50 dans la profondeur 0-10 cm (Figure 4.6), de même qu'aux jours 21 et 41 dans la profondeur 10-20 cm (Figure B.4 et Tableau B.2 en annexe).

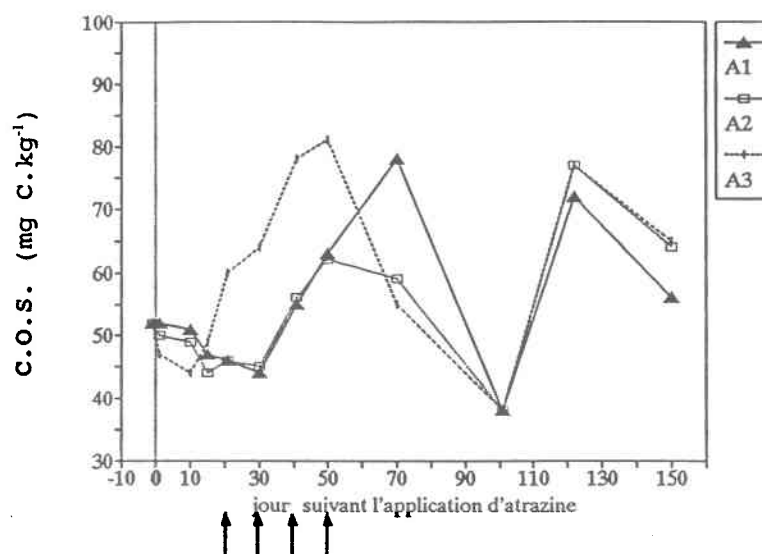


Figure 4.6: Variation saisonnière du carbone organique soluble (C.O.S.) en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans la profondeur 0-10 cm.

A_1 : 2 kg m.a.ha⁻¹; A_2 : 1 kg m.a.ha⁻¹; A_3 : 0 kg m.a.ha⁻¹

L'augmentation du carbone organique soluble et la diminution du contenu en eau du sol, durant les 50 premiers jours et dans les parcelles sans atrazine, indique un impact plutôt indirect de l'application de l'herbicide. En effet, ces parcelles non-traitées ont été envahies par du chénopode blanc (*Chenopodiaceae*). Cette plante a la caractéristique de développer un réseau racinaire particulièrement important, qui lui permet de prélever une grande quantité d'eau dans un profil de sol assez important. Ainsi, la densité végétale des parcelles non-traitées est plus importante que celles où l'atrazine a été pulvérisée, ce qui permet une libération plus considérable de matières organiques, soit par sécrétion d'exsudats racinaires par la biomasse végétale, soit par la fragmentation du sol causée par l'assèchement du sol. Ainsi, les différences observées pour les contenus en eau et en carbone organique soluble proviennent possiblement du fait que le couvert végétal est très différent puisque les plants de maïs semés dans

les parcelles sans atrazine mesuraient 40 cm au maximum (comparativement à environ 1,3 m pour les parcelles ayant reçues de l'atrazine). Ils ont donc été incapables de concurrencer efficacement le chénopode qui s'y est développé.

BIOMASSE, ACTIVITÉ MICROBIENNE ET ACTIVITÉ SPÉCIFIQUE

L'application d'atrazine n'a pas engendré d'effet significatif sur l'activité microbienne (Tableaux B.1 à B.3 en annexe), mais on observe une légère diminution de la biomasse dans les parcelles sans atrazine, à la profondeur 0-10 cm et pendant les 50 premiers jours, laquelle est d'ailleurs significative au 30^e jour (Figure B.5 de l'annexe). La diminution est également significative au 41^e jour aux profondeurs 10-20 et 20-30 cm (Figure B.5 de l'annexe) des parcelles sans atrazine. L'activité spécifique des parcelles sans atrazine à 0-10 cm a tendance à être plus élevée durant les 50 premiers jours: elle est d'ailleurs différente significativement aux jours 1 et 50 (Figure 4.7). Ces observations mettent en évidence une influence transitoire de l'application d'herbicide sur la biomasse et l'activité spécifique.

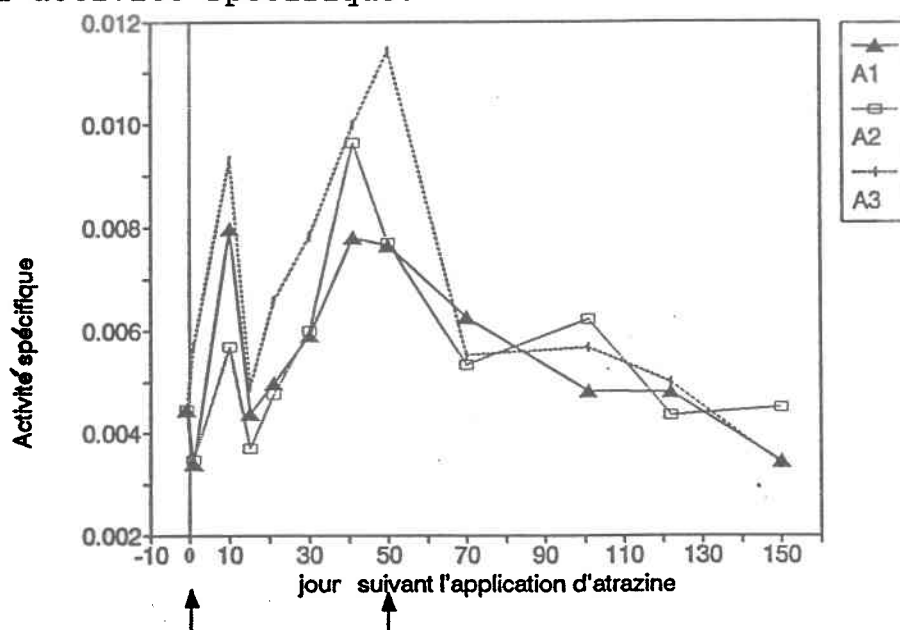


Figure 4.7: Variation saisonnière de l'activité spécifique* en fonction de la dose d'application d'atrazine dans la profondeur 0-10 cm. A₁: 2 kg m.a.ha⁻¹; A₂: 1 kg m.a.ha⁻¹; A₃: 0 kg m.a.ha⁻¹; *: mg NH₄⁺-N.h⁻¹.mg C⁻¹.

Cette influence peut cependant avoir deux origines. La première étant un effet secondaire toxique de l'atrazine pour la biomasse (effet direct). Schnürer *et coll.*, 1986, ont d'ailleurs montré que l'atrazine appliquée au taux de 20 kg.ha⁻¹ avait un effet négatif sur la biomasse microbienne, mais la dose alors appliquée était beaucoup plus élevée que celle de l'étude présente. La deuxième origine serait de nature indirecte et due à l'envahissement des parcelles non-traitées par le chénopode blanc. Ainsi, les parcelles sans atrazine voient leur contenu en eau diminué et leur carbone organique soluble augmenté, particulièrement pendant les 50 premiers jours de l'expérimentation. Puisque les coefficients de corrélation sont très élevés entre la biomasse et le contenu en eau (environ 0,85; Tableau 4.2), ceci a entraîné la diminution de la biomasse qui se reflète à travers l'augmentation de l'activité spécifique, du fait que l'activité microbienne est demeurée constante. Wardle et Parkinson (1992) ont récemment étudié l'impact du 2,4-D et du glyphosate sur la biomasse du sol et son activité (SIR) aux doses normalement recommandées en agriculture. Leur dispositif expérimental était conçu de façon à pouvoir distinguer l'influence du couvert végétal de celle de l'herbicide sur la microflore. Ces auteurs ont conclu que les effets secondaires de ces herbicides sur la biomasse du sol et son activité sont mineurs lorsque comparés aux effets dominants de la variation spatiale et temporelle d'humidité et de contenu en carbone du sol (Wardle et Parkinson, 1991).

4.2 DISTRIBUTION VERTICALE DES PARAMÈTRES ÉTUDIÉS

4.2.1 Paramètres biologiques et carbone organique soluble

Les distributions verticales des paramètres biologiques sont présentées aux Figures 4.8 à 4.10 et on retrouve l'échelle de

variation au Tableau 4.1 suivant. Généralement, ces paramètres diminuent à travers le profil de sol.

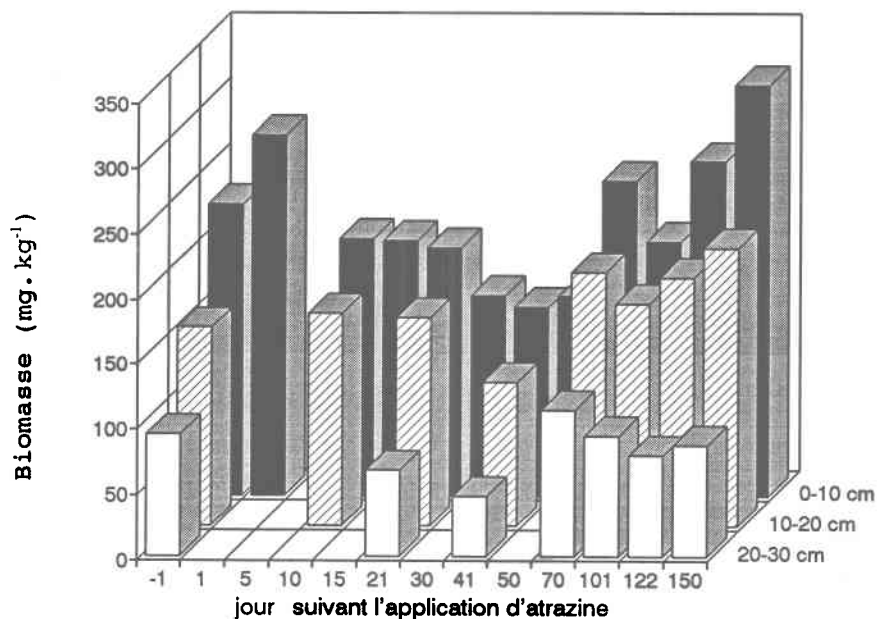


Figure 4.8: Distribution verticale de la biomasse microbienne dans le profil de sol.

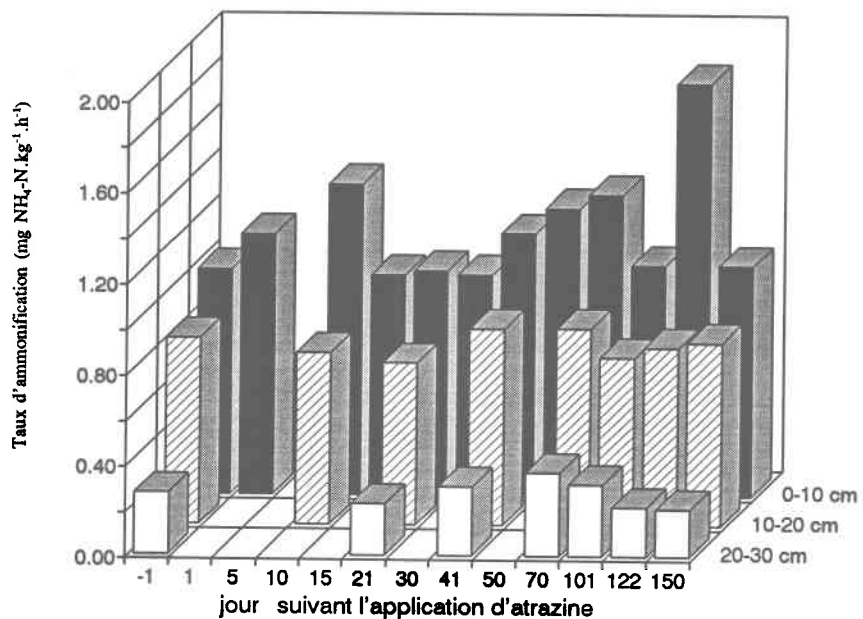


Figure 4.9: Distribution verticale de l'activité microbienne dans le profil de sol.

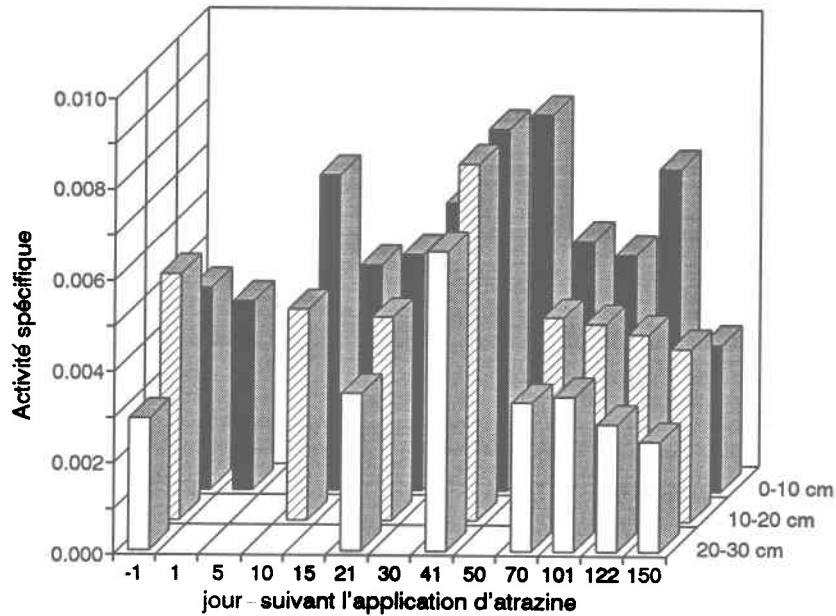


Figure 4.10: Distribution verticale de l'activité spécifique* dans le profil de sol. *: $\text{mg NH}_4^+ \cdot \text{N} \cdot \text{h}^{-1} \cdot \text{mg}^{-1} \text{C}$.

Tableau 4.1: Variation des paramètres biologiques à travers le profil de sol.

Profondeur (cm)		Pourcentage (%) de variation par rapport à la profondeur 0-10 cm		
		BIOM	AMMO	ACT.SPÉC.
10-20	moyenne	-22%	-32%	-1%
	échelle	-32% à -2%	-57% à -17%	-19% à 48%
20-30	moyenne	-63%	-76%	-21%
	échelle	-73% à -53%	-88% à -72%	-33% à 5%

Le profil de distribution verticale de la biomasse dans le sol respecte les observations d'autres études selon lesquelles la biomasse diminue à travers le profil de sol (Carter, 1986). Ces variations sont considérées comme indicatrices du gradient de concentration de la matière organique labile à travers le profil de sol (Doran, 1980; Lynch et Panting, 1980a, 1980b; Powlson et Jenkinson, 1981; Carter et Rennie, 1982). D'ailleurs, le carbone organique soluble diminue de 6% en moyenne (de -47% à 19%) et de 30% (de -48% à -12%) dans les profondeurs 10-20 cm et 20-30 cm respectivement, comparativement à la profondeur 0-10 cm (Figure 4.11). Également, le coefficient de corrélation entre la biomasse et le contenu en eau est plus faible aux profondeurs élevées (Tableau 4.2), ce qui indique l'intervention d'autres facteurs (possiblement la matière organique labile) que le contenu en eau pour le contrôle de la quantité de biomasse. Enfin, le faible pourcentage de variation observé pour l'activité spécifique peut s'expliquer du fait que les diminutions de biomasse et d'activité microbienne sont du même ordre de grandeur.

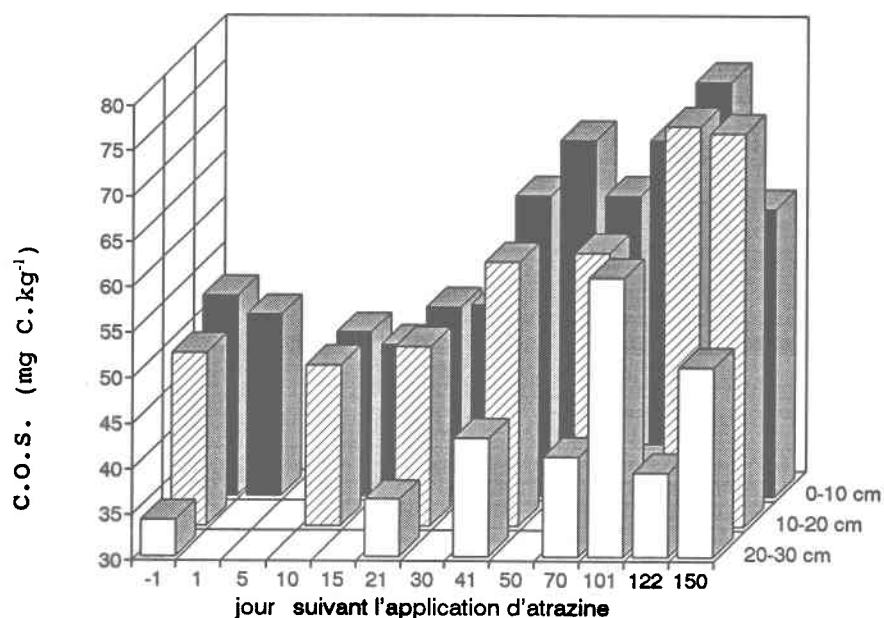


Figure 4.11: Distribution verticale du carbone organique soluble (C.O.S.) dans le profil de sol.

4.2.2 Atrazine

Les faibles précipitations qui ont survenu pendant les 50 premiers jours expliquent les faibles concentrations en atrazine retrouvées dans les profondeurs inférieures à 10 cm (Figure 4.12).

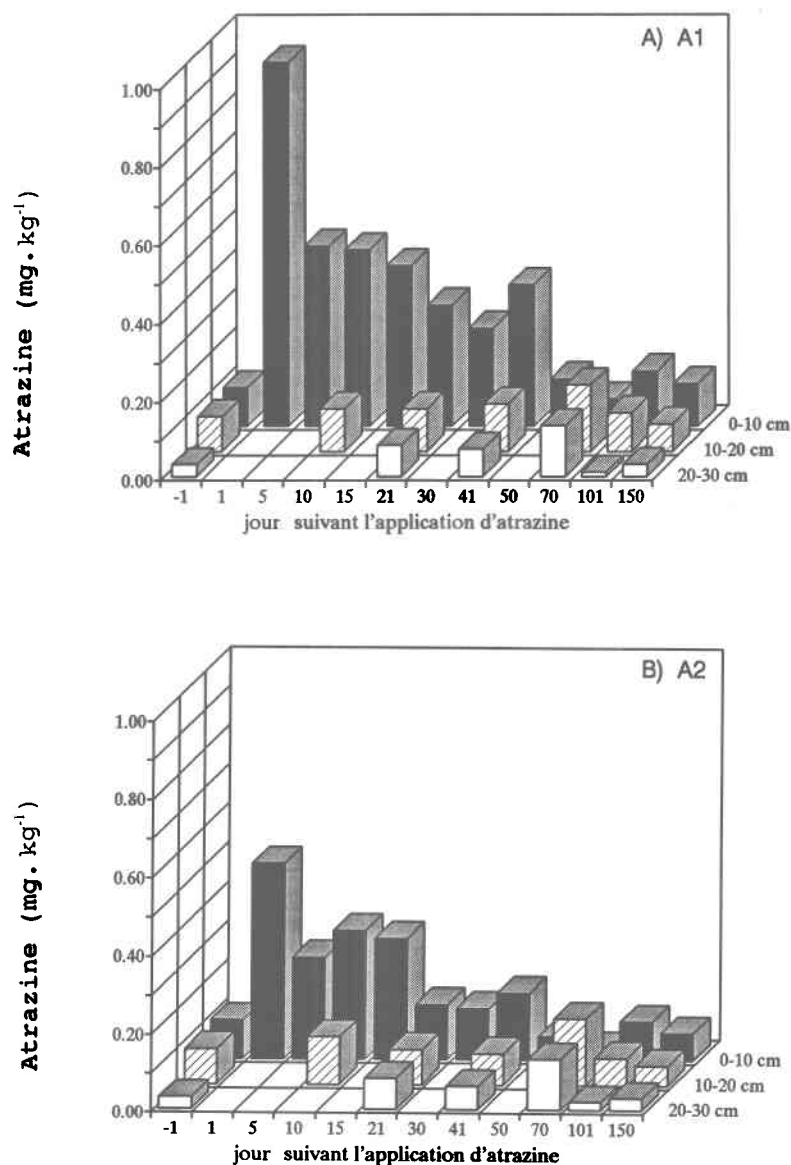


Figure 4.12: Distribution verticale de la concentration résiduelle en atrazine, dans le profil de sol, en fonction de la dose d'application.

A₁: 2 kg m.a.ha⁻¹; A₂: 1 kg m.a.ha⁻¹.

Le transport a donc été fortement limité. Les résultats (Figure 4.12) montrent un pic d'atrazine au jour 70 pour les profondeurs 10-20 cm et 20-30 cm, ce qui correspond à la période où les précipitations sont devenues plus importantes (Figure 4.13), permettant ainsi la migration de l'atrazine à travers le profil de sol.

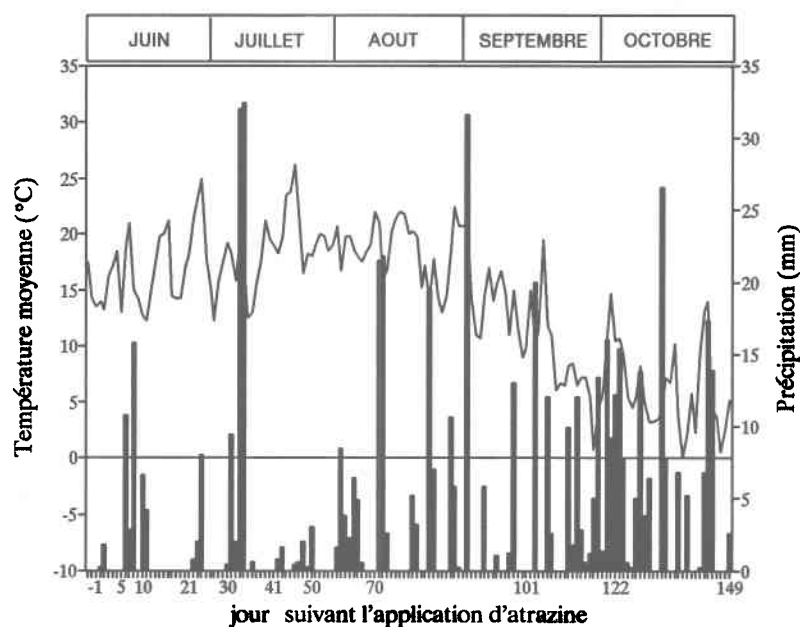


Figure 4.13: Conditions climatiques existantes durant l'étude.

Le fait que les paramètres biologiques diminuent à travers le profil de sol nous permet de proposer que la dégradation microbienne de l'atrazine, transportée dans le profil de sol, est faible. De même, l'hydrolyse chimique, catalysée par la matière organique, pourrait être plus faible du fait que le carbone organique soluble diminue également à travers le profil de sol.

4.3 VARIATIONS SAISONNIÈRES ET INTERACTIONS ENTRE LES PARAMÈTRES ÉTUDIÉS

4.3.1 Contenu en eau

Le contenu en eau du sol est fonction des précipitations, du ruissellement, de l'évapotranspiration, de la température, du couvert végétal mais aussi du type de sol qui conditionne l'infiltration. Les conditions particulièrement sèches à la saison 1991 (138 mm de pluie du jour -1 au jour 50, Figure 4.13), qui ont sévi au début de l'expérimentation, expliquent la diminution régulière du contenu en eau jusqu'au 50^e jour (voir Figures 4.5 et B.3 en annexe). Le total des précipitations du mois de juin 1991 est de 48% inférieur à la normale (Environnement Canada, 1991b; Figure B.7 en annexe). De plus, la diminution du contenu en eau du sol est particulièrement rapide du fait que les sables ont un faible pouvoir de rétention d'eau (Papendick et Campbell, 1981) comparativement aux autres types de sol.

4.3.2 Biomasse microbienne

Peu d'études ont été menées sur des sites de culture annuelle pour l'évolution temporelle de la biomasse microbienne du sol, mais la plupart observent un pic de la quantité de biomasse qui, souvent, coïncide avec le maximum de la période de croissance des plantes en culture (Carter et Rennie, 1984; Lynch et Panting 1980a, 1982; Ritz et Robinson, 1988; Schnürer *et coll.*, 1986). Cependant, les résultats de la présente expérience diffèrent de ces observations. En effet on observe pour la profondeur 0-10 cm, durant les 50 premiers jours de l'expérimentation (Figures 4.2 et B.5 en annexe), une diminution de la biomasse alors que les plants de maïs sont dans leur phase rapide de croissance.

La réduction de la quantité de biomasse observée durant les 50 premiers jours semble principalement reliée au stress provoqué par

le déficit en eau du sol. En effet, une étude de corrélation linéaire entre les différents paramètres étudiés, dont les résultats sont présentés au Tableau 4.2 (page suivante; voir aussi le Tableau B.4 en annexe), a permis d'identifier une forte relation positive entre la quantité de biomasse microbienne et le contenu en eau, laquelle relation diminue avec la profondeur du sol. Par ailleurs, West et coll. (1988a), dans une étude portant sur le suivi de plusieurs composantes microbiennes du sol lors d'un séchage graduel, ont obtenu un coefficient de corrélation (r^2) de 0.807, entre le carbone microbien et le contenu en eau gravimétrique dans un sable de Foxton.

Dans la présente étude, il est permis de croire que le type de sol ait influencé la qualité de la relation linéaire obtenue entre le contenu en eau et celle en biomasse microbienne. En effet, le faible pouvoir de rétention de l'eau par le sable de Pont-Rouge se traduit par une diminution rapide du contenu en eau jusqu'à des niveaux aussi faibles que 4.3% (parcelles A₃ au jour 41) et inférieurs à 15% entre le 20^e et le 50^e jour pour la profondeur 0-10 cm (Figures 4.5 et B.3). Ainsi, et sachant que Wardle et Parkinson (1990) ont démontré que la dessiccation de la biomasse était perceptible en-deçà d'un contenu en eau de 15%, le faible pouvoir de rétention d'eau du sable de Pont-Rouge a donc contribué à engendrer un stress supplémentaire à la biomasse.

L'influence du contenu en eau sur les communautés microbiennes du sol est bien connue dans la littérature (Bottner, 1985; Campbell et Biederbeck, 1976; Cook et coll., 1985; Olson et Lindwall, 1991; Šantrůčková et Straškraba, 1991; Schnürer et coll., 1986; West et coll., 1988b), et les modèles qui décrivent les cycles nutritifs du sol incluent ces deux composantes. Plusieurs microorganismes du sol sont connus comme étant intolérants aux faibles contenus en eau (Harris, 1981; Paul et Clark, 1989; Reid, 1980). Plusieurs auteurs ont constaté qu'une stérilisation partielle, due à la dessiccation d'une partie de la biomasse présente, survenait lorsque le sol était contraint à une période de sécheresse (Bottner, 1985;

Tableau 4.2: Coefficients de corrélation linéaire (r) entre les différents paramètres étudiés, en fonction du type de fertilisation et de la profondeur.

Paramètre	Fertilisation	Paramètre						
		EAU	C.O.S.	BIOM	AMMO	ACT.SPEC.		
A) Profondeur 0-10cm	EAU	FI	1.000	0.196	0.864	0.135	-0.785	
		FIO	1.000	-0.124	0.854	0.111	-0.699	
	C.O.S.	FI		1.000	0.312	0.002	-0.072	
		FIO		1.000	0.029	0.812	0.399	
	BIOM	FI			1.000	0.114	-0.736	
		FIO			1.000	-0.057	-0.792	
	AMMO	FI				1.000	0.391	
		FIO				1.000	0.571	
	B) Profondeur 10-20 cm	EAU	FI	1.000	0.437	0.808	0.061	-0.666
			FIO	1.000	0.140	0.636	-0.124	-0.732
		C.O.S.	FI		1.000	0.358	0.154	-0.178
			FIO		1.000	0.459	0.498	0.091
BIOM		FI			1.000	-0.049	-0.934	
		FIO			1.000	-0.039	-0.760	
AMMO		FI				1.000	0.007	
		FIO				1.000	0.592	
C) Profondeur 20-30cm		EAU	FI	1.000	0.101	0.347	-0.348	-0.842
			FIO	1.000	0.015	0.579	-0.458	-0.670
		C.O.S.	FI		1.000	0.285	0.131	0.046
			FIO		1.000	0.073	-0.019	-0.088
	BIOM	FI			1.000	0.637	-0.277	
		FIO			1.000	0.054	-0.766	
	AMMO	FI				1.000	0.469	
		FIO				1.000	0.529	

EAU: contenu en eau; C.O.S.: carbone organique soluble; BIOM: biomasse microbienne; AMMO: activité microbienne; ACT.SPEC.: activité spécifique; FI: fertilisation inorganique; FIO: fertilisation inorganique+organique.

Jenkinson *et coll.*, 1976; Sparling *et coll.*, 1987). Une technique de détermination de la biomasse du sol a même été développée à partir de ces constatations (Blagodatskiy *et coll.*, 1987). Mais il semblerait que l'impact de la dessiccation a aussi un effet sélectif. En effet, Souliès et Allison (1961) ont trouvé que le séchage tuait préférentiellement les jeunes cellules, du fait que les plus vieilles sont dans un état dormant ou sporulées. Également, Bottner (1985) suggère que la biomasse tuée par la dessiccation est principalement constituée de la fraction active, la fraction survivante étant sous une forme qui la protège des conditions drastiques extérieures.

L'augmentation de la biomasse qui suit la première période de 50 jours, dans la profondeur 0-10 cm (Figure 4.2), peut être expliquée par plusieurs facteurs. Tout d'abord les précipitations plus fréquentes (Figure 4.13) produisent des conditions plus favorables au développement microbien. Un certain nombre d'études a démontré de quelle manière la biomasse est stimulée par la réhumidification d'un sol partiellement sec (Bottner, 1985), et comment la dynamique des populations microbiennes et la fréquence des précipitations sont souvent corrélées (Campbell et Biederbeck, 1976; Schnürer *et coll.*, 1986). Jenkinson (1966) a d'ailleurs résumé les théories proposées pour expliquer la stimulation biologique rapide résultant de la réhumidification d'un sol suivant une période sèche. Birch (1960) considérait que cette stimulation était principalement due à l'effet physique de dessiccation sur la matière organique: les surfaces des colloïdes organiques ou organo-minérales, auparavant inaccessibles aux enzymes, se retrouvent exposées à l'activité enzymatique grâce à la fragmentation des agrégats ou à l'augmentation de la porosité. Mais le substrat utilisé pour redévelopper la population microbienne est également constitué par des organismes tués par dessiccation (Bottner, 1985). Ainsi, l'augmentation de la biomasse après les 50 premiers jours peut provenir de l'influence de la réhumidification du sol, mais aussi de la perturbation que le sol a subi lors du labour (jour 77) et du semis (jour 80). En effet, ces travaux détruisent les

aggrégats du sol, rendant ainsi disponible une certaine proportion de matière organique pour l'assimilation microbienne (Powlson, 1980). Il faut aussi noter que la biomasse diminue ponctuellement au jour 101 (Figure 4.2), à la suite du labour. Ceci peut représenter un certain impact positif qu'avait le couvert végétal sur la biomasse microbienne du sol. D'ailleurs, on remarque aussi une diminution de l'activité microbienne à ce jour (Figure 4.3).

4.3.3 Carbone organique soluble et activité microbienne

VARIATION TEMPORELLE DU CARBONE ORGANIQUE SOLUBLE

L'augmentation du carbone organique soluble durant les premiers 50 jours (Figures 4.1 et 4.6) correspond à la fois, à la diminution du contenu en eau du sol et à la période rapide de croissance du maïs et du chénopode. La libération d'exsudats racinaires, lors du développement du couvert végétal, contribue directement à augmenter le contenu en matière organique soluble du sol.

L'assèchement du sol a détruit une part importante de la biomasse microbienne, et, comme il a déjà été décrit dans la littérature que les microorganismes tués par dessiccation peuvent contribuer significativement au phosphore (Sparling et coll., 1985) et à l'azote extractible (Birch, 1960; Seneviratne et Wild, 1985), on peut prétendre qu'ils contribuent ici au contenu en carbone organique soluble. Un autre effet indirect de l'assèchement du sol est la libération de matières organiques par suite de la fragmentation du sol, permettant ainsi l'accessibilité à des composés carbonés protégés jusque-là par des colloïdes minéraux. Ce dernier effet a été mentionné à plusieurs reprises dans la littérature (Powlson, 1975; Sorensen, 1979; Bottner, 1985).

La diminution du carbone organique soluble à la suite du labour au jour 77 (Figures 4.1 et 4.6) met en évidence l'importance qu'avait le couvert végétal dans la libération de carbone organique

soluble. Par ailleurs, l'augmentation rapide du carbone organique soluble observée à l'automne semble, d'une part, être reliée au labour (jour 77) qui provoque à plus long terme la décomposition des résidus végétaux, et d'autre part, à la croissance du trèfle et de l'orge semés au jour 80.

VARIATION TEMPORELLE DE L'ACTIVITÉ MICROBIENNE

L'augmentation de l'activité microbienne lors de la période sèche dans la profondeur 0-10 cm (Figure 4.3) est, à première vue, surprenante du fait que Bottner (1985) a démontré que ce sont principalement les cellules actives qui sont détruites par dessiccation. West et coll. (1988a), dans une étude sur les relations existant entre le carbone microbien, le flux d'azote libéré, le contenu en ATP, l'activité enzymatique (phosphatase, sulfatase) et le contenu en eau gravimétrique de trois sols de textures différentes, ont d'ailleurs constaté que tous ces paramètres biologiques et biochimiques diminuaient avec le contenu en eau du sol. Cependant, ils ont aussi observé que la relation entre la biomasse microbienne et le contenu en eau apparaissait être influencée par la texture du sol. Mais, l'affirmation de Sparling et coll. (1987), selon laquelle la résistance microbienne à la dessiccation est fortement reliée à la moyenne annuelle du déficit en eau, et non simplement à la texture du sol, leur a inspiré une seconde étude. Ils ont aussi étudié les relations existant entre ces paramètres biologiques et biochimiques et le contenu en eau gravimétrique de trois sols de texture similaire, mais avec des régimes de précipitation différents (1000 - 2700 mm.an⁻¹). Cette étude leur a permis de démontrer que les sols sableux sont davantage susceptibles au déficit en eau, et que les populations microbiennes, qui les habitent, peuvent ainsi inclure une proportion importante de microorganismes "adaptés" aux conditions extrêmes d'humidité du sol.

Dans notre étude, l'historique du site a une certaine importance dans l'explication de l'augmentation de l'activité microbienne, alors qu'au même moment le contenu en eau du sol atteint un

niveau pouvant être limitant pour certaines espèces microbiennes. En effet, la faible capacité de rétention d'eau de ce sable, et le fait que ce site ait été en jachère depuis trois ans, nous incite à croire que des conditions de déficit en eau ont déjà été rencontrées. Ainsi, il est possible que la sélection naturelle ait influencé la composition de la microflore autochtone, laquelle serait plus résistante aux conditions de sécheresse. Certains auteurs (Sparling et coll., 1987) ont en effet démontré que les populations microbiennes des régions arides sont plus résistantes à la dessiccation. Ainsi, on aurait une communauté microbienne particulièrement active en conditions de sécheresse, du fait qu'elle y est adaptée et que la biomasse tuée par dessiccation peut constituer un apport supplémentaire en éléments nutritifs. La proportion de cette microflore "adaptée" ne semble pas constituer une part importante de la biomasse microbienne autochtone, puisque la biomasse diminue considérablement durant la période de sécheresse.

La principale caractéristique qui permet aux microorganismes de résister à la dessiccation consiste en leur capacité à préserver leur eau intracellulaire. Il est essentiel que ces organismes ne procèdent pas par simple osmose (équilibre passif) pour le contrôle de leur contenu en eau intracellulaire. Ainsi, l'un des mécanismes reconnu pour contrer l'impact de la diminution du potentiel en eau de l'environnement extérieur est l'accumulation intracellulaire de solutés organiques et inorganiques, ou "osmoprotecteurs", lesquels sont compatibles à divers degrés avec les processus métaboliques cellulaires (Measures, 1975; Harris, 1981; Yancey et coll., 1982; Le Rudulier et coll., 1984). Harris (1981) a aussi émis l'hypothèse que le facteur déterminant dans la capacité à résister au changement rapide de contenu en eau était l'épaisseur de la membrane cellulaire. On peut aussi penser à la possibilité de l'activation d'un mécanisme de transport actif de l'eau. Toutefois on peut s'interroger à savoir, dans le cas où le contenu en eau du sol induit des changements dans la composition et l'état des espèces microbiennes, quel effet aura ce changement sur le degré de

sensibilité de la biomasse face au chloroforme dans l'évaluation du carbone microbien. Ainsi, si le mécanisme qui les protège contre une éventuelle dessiccation diminue leur sensibilité au chloroforme, on sous-estime la biomasse présente.

RELATION ENTRE LE CARBONE ORGANIQUE SOLUBLE ET L'ACTIVITÉ MICROBIENNE

Des coefficients de corrélation linéaire élevés ont été obtenus entre le carbone organique soluble (C.O.S.) et l'activité microbienne (Tableau 4.2 et Figure 4.14), dans le cas des parcelles ayant reçu l'amendement organique: la relation diminue toutefois d'intensité avec la profondeur.

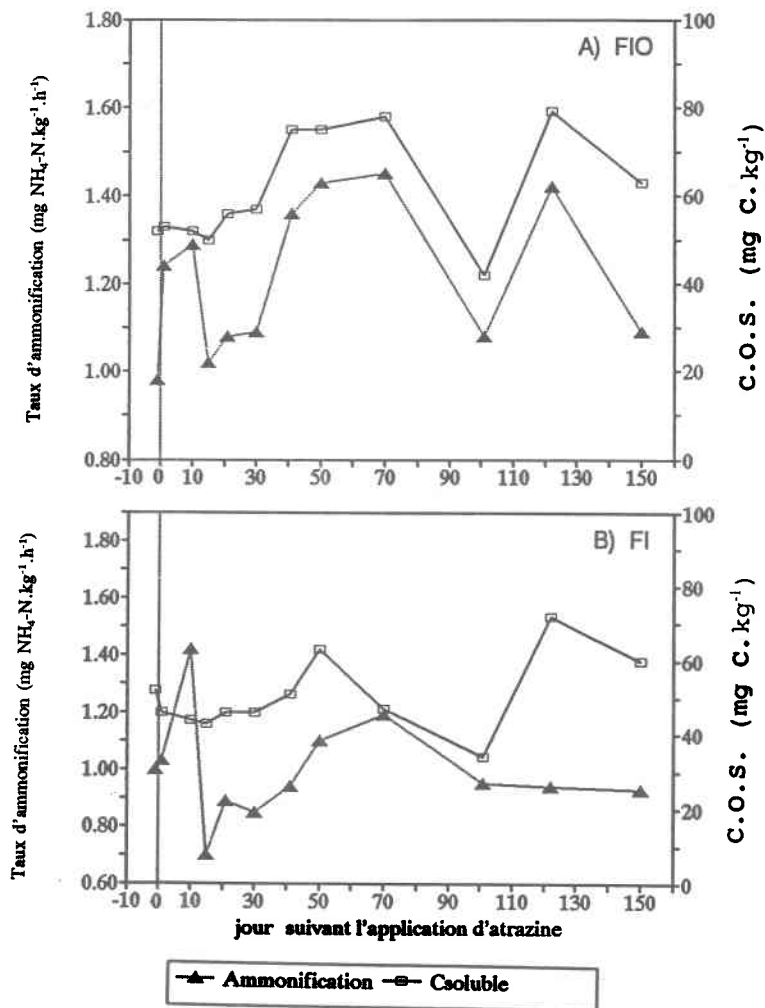


Figure 4.14: Variation saisonnière du carbone organique soluble (C.O.S.) et de l'activité microbienne en fonction du type de fertilisation, dans la profondeur 0-10 cm. FIO : inorganique + organique; FI : inorganique.

À ce stade, il serait intéressant de pouvoir définir lequel des deux paramètres est dépendant de l'autre. Le fait que cette relation est mise en évidence uniquement dans les sols ayant reçu l'amendement organique nous incite, tout d'abord, à proposer que l'activité microbienne constitue la variable indépendante. Ainsi, le carbone organique soluble serait dépendant du niveau d'activité de la biomasse microbienne. L'amendement organique permettrait donc de stimuler la libération de carbone organique soluble par l'entremise de l'activité des microorganismes (ex.: minéralisation) qui s'appliquent alors à la décomposition et à l'humification de la fumure organique appliquée.

D'un autre côté, si nous considérons l'activité microbienne comme étant dépendante du carbone organique soluble, on peut alors l'expliquer par le fait que le carbone organique soluble est utilisé comme source d'énergie et d'éléments nutritifs. Mais le fait que cette relation ne soit pas aussi évidente pour les sols où on a appliqué uniquement l'engrais inorganique (Figure 4.14) nous amène à un certain questionnement vis-à-vis l'implication de l'amendement organique dans une telle dépendance des populations microbiennes. L'amendement organique pourrait, dans ce cas, avoir permis la sélection de microorganismes particulièrement "dépendants" au carbone organique soluble. Mais les observations de Martens et coll. (1992) sur le fait que l'augmentation de l'activité enzymatique dans un sol fertilisé avec une fumure organique reflète l'accroissement du nombre de sites de protection à l'intérieur du sol (résultat de l'amélioration du contenu en humus) permet une explication plus aisément soutenable. Les microorganismes ainsi protégés seraient alors plus efficaces, parce que plus nombreux, dans l'utilisation du carbone organique. En fait, l'ajout de l'engrais organique favoriserait l'augmentation de la population microbienne jusqu'à ce que le contenu en carbone organique soluble devienne un facteur limitant.

4.3.4 Activité spécifique

On observe à la Figure 4.7, une augmentation particulièrement rapide de l'activité spécifique dans la profondeur 0-10 cm, entre le 15^e et le 50^e jour. Cette augmentation pourrait être due à la diminution du contenu en eau puisqu'une relation étroite entre l'activité spécifique et le contenu en eau a été mise en évidence lors de l'étude de corrélation (coefficients de corrélation linéaire variant entre -0.666 et -0.842, voir Tableau 4.2) pour les trois profondeurs étudiées. Cette relation avec le contenu en eau s'explique par le fait que la biomasse diminue, alors que l'activité microbienne augmente, pendant cette période. De plus, les coefficients de corrélation linéaire obtenus pour l'activité spécifique suggèrent que ce paramètre est en relation plus étroite avec la biomasse, qu'avec l'activité microbienne. Il pourrait donc être intéressant de connaître le type de relation qui existe entre ces deux paramètres et c'est ce qu'on a voulu démontrer à la Figure 4.15.

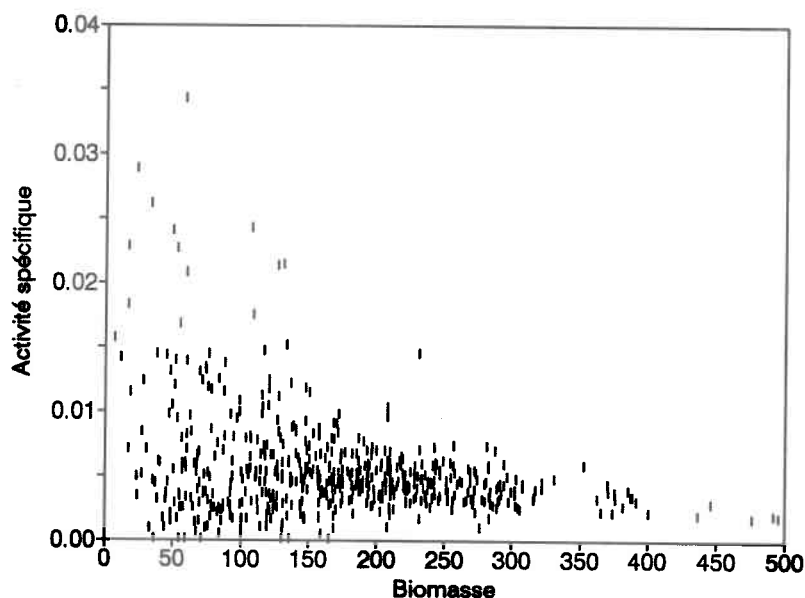


Figure 4.15: Variation de l'activité spécifique en fonction de la biomasse microbienne (n=632).

Ainsi, on observe une relation hyperbolique négative entre ces deux paramètres (Figure 4.15). Šantrůčková et Straškraba (1991) ont aussi observé une telle relation entre la biomasse et le taux de respiration spécifique dans plusieurs types de sol (forestier, en culture, ...). Ces derniers ont d'ailleurs fait l'observation que la similarité de la relation entre l'activité microbienne spécifique et la densité de population dans l'eau, le sol et dans des expériences de laboratoires suggère une origine commune. Quatre hypothèses ont alors été proposées par ces auteurs: (1) la diminution de l'activité spécifique est engendrée par des changements dans la composition de la communauté microbienne du sol; (2) l'augmentation de l'activité spécifique est causée par le stress; (3) la proportion de cellules actives diminue à mesure que la biomasse microbienne croît, et (4) inhibition de l'activité microbienne par des concentrations élevées de CO₂ produit par les microorganismes et dissous dans le milieu environnant. Ainsi, le pic observé entre le jour 15 et 50, pourrait être engendré par les variations du contenu en eau. Pour ce qui est du premier pic, observé entre les jours -1 et 15, il est peu probable que l'on puisse l'attribuer à l'atrazine puisque ce pic est aussi présent (et encore plus important) dans le traitement correspondant aux parcelles n'ayant pas reçues d'atrazine de même que dans les traitements reliés au type de fertilisation effectué sur le site de culture (Figure B.2 de l'annexe). Les petites variations du contenu en eau ou en carbone organique, de même que tout autre facteur pouvant influencer les populations microbiennes du sol peuvent avoir produit ce pic.

4.3.5 Atrazine

Les variables qui caractérisent la cinétique de dégradation d'ordre 1 sont présentées au Tableau 4.3, alors que les détails reliés aux calculs sont décrits à la section A.3.1.5 de l'annexe. L'analyse de variance effectuée sur ces données a démontré que ces

variables différaient significativement selon la dose d'application d'atrazine.

Tableau 4.3: Variables du modèle de dégradation de l'atrazine selon la cinétique de réaction d'ordre 1, pour la profondeur 0-10 cm.

Dose (kg.ha ⁻¹)	ln C ₀	k (j ⁻¹)	t _½ (j)	r ² (jours 1-70)
A ₁	-0,41	0,032	22	-0,613
A ₂	-0,88	0,038	19	-0,792
Probabilité	0,0007	0,0231	0,0208	

C₀: A₁ = 0.67 mg.kg⁻¹; A₂ = 0.42 mg.kg⁻¹

Cependant, les conditions qui permettent d'appliquer la cinétique d'ordre 1 ne semblent pas respectées puisque les temps de demi-vie (t_½) sont différents significativement en fonction de la dose appliquée en atrazine. Les conditions extrêmes de déficit en eau du sol semblent être la cause de la déviation à la cinétique d'ordre 1, laquelle considère que seule la concentration de l'herbicide doit être en condition limitante.

Les temps de demi-vie (t_½) obtenus, sont dans les minimums observés par d'autres auteurs, puisque selon la quantité appliquée, l'époque de l'année, le type de sol et les conditions du sol, la demi-vie de ce composé à une profondeur de 0 à 6 cm peut varier de 20 jours (Ivany *et coll.*, 1985) à plus de 3 mois (Frank et Sirons, 1985) au champs. Toutefois, le taux de dégradation obtenu dans cette étude est similaire à celui mentionné par Sparks (1989), soit 0,042 j⁻¹. De même, les résultats démontrent que le temps de demi-

vie ($t_{1/2}$) augmente avec la dose appliquée, alors que la vitesse de dégradation (k) diminue. Hance et McKone (1971) ont aussi observé ce phénomène, pour l'atrazine.

Il est possible que la photodécomposition de même que la volatilisation aient été plus importantes dans la présente étude que dans d'autres, du fait des conditions particulièrement sèches de cet été 1991. L'absence d'une interaction significative et continue entre le traitement de fertilisation et de répression chimique (eng*atra) pour les concentrations résiduelles en atrazine peut en être une conséquence.

Aucune étude de corrélation n'a été effectuée pour l'atrazine aux profondeurs supérieures à 0-10 cm ainsi que pour le sol où l'atrazine n'a pas été appliquée puisque les concentrations résiduelles étaient à l'état de trace.

CONCLUSION

Les pratiques agricoles développées dans le but d'optimiser les rendements des cultures ont entraîné une diminution de la qualité des sols. La dégradation des sols s'est ainsi soldée par des rendements de culture faibles, un besoin toujours croissant d'engrais et une lutte constante contre les mauvaises herbes. Malheureusement, l'emploi de pesticides sur les cultures a été identifié comme étant la principale cause des cas de contamination d'eaux souterraines au Québec.

Les eaux souterraines étant une ressource d'eau particulièrement exploitée au Québec, il est donc primordial de veiller à la conservation de sa qualité. Pour ce faire, il faut toutefois disposer de système de contrôle efficace dans l'évaluation de la vulnérabilité des eaux souterraines. L'élaboration de tel système nécessite cependant la connaissance approfondie des processus et des facteurs qui affectent le destin des pesticides dans la zone non-saturée du sol, et en particulier, en relation avec les différentes pratiques culturales.

Les différents facteurs qui peuvent influencer la vulnérabilité des eaux souterraines sont liés aux phénomènes de transport et de dégradation (biotique et abiotique) des contaminants. Mais ces facteurs peuvent aussi être influencés par les traitements appliqués au sol, dans le but d'améliorer les rendements agricoles. La persistance des pesticides est caractérisée par la constante de vitesse de dégradation et dépend du type de sol, des conditions climatiques et des traitements appliqués au sol. Ainsi, cette constante est spécifique pour chaque terrain, et chaque année.

De plus, la conservation des sols agricoles nous incite à se questionner au sujet des impacts possibles que peuvent engendrer les pesticides sur les processus liés à la fertilité des sols, et plus particulièrement, sur les composantes actives dans les cycles des éléments nutritifs du sol, comme les populations microbiennes. En effet, les microorganismes sont non seulement une part importante de la matière organique du sol, mais sont aussi très impliqués dans le recyclage des nutriments. Les résultats obtenus lors de la réalisation de ce projet nous ont permis de constater des conclusions intéressantes.

Une relation très étroite existe entre le niveau d'humidité du sol et la quantité de microorganismes. Toutefois, on observe des résultats différents en ce qui concerne l'activité microbienne. Le calcul de l'activité spécifique devient un bio-indicateur fort utile, dans le sens qu'il reflète l'impact à la fois sur la quantité et l'activité des microorganismes.

La quantité et l'activité des populations microbiennes ont été augmentées par l'apport de matières organiques dès la première application de fertilisant organique, ce qui démontre un impact très rapide. De plus, les conditions particulièrement sèches qui ont sévi lors de l'expérimentation nous indiquent que la matière organique a permis aux microorganismes de mieux se protéger contre la dessiccation. Cependant, bien que l'activité et la quantité des microorganismes présents, de même que le niveau de carbone organique soluble, aient augmenté suite à l'ajout du fertilisant organique, aucune influence significative n'a été observée en ce qui concerne la persistance de l'atrazine. Deux hypothèses sont proposées afin d'expliquer ce phénomène: 1°) les augmentations observées n'ont pas été de niveau suffisant; 2°) la fumure organique, telle qu'appliquée dans l'étude présente, ne modifie pas la compétence de(s) population(s) microbienne(s) à dégrader l'atrazine; 3°) l'assèchement du sol a favorisé l'adsorption de l'atrazine, diminuant ainsi sa biodisponibilité.

L'impact de la répression chimique par l'atrazine observé sur les paramètres biologiques testés a été une conséquence de l'invasion du sol non-traité par le chénopode blanc, plutôt qu'à l'herbicide lui-même. Ceci nous indique qu'il faut porter une attention particulière à tous les impacts indirects que peut produire l'application de pesticides sur des facteurs pouvant influencer la biomasse microbienne du sol, tels l'humidité du sol, le contenu en matières organiques, etc.

Comme les résultats obtenus dans cette étude sont spécifiques aux conditions prévalant lors de sa réalisation, et dû à la complexité rencontrée dans l'interprétation de résultats obtenus à partir d'échantillons de sol provenant de sites expérimentaux, il faudra plusieurs études de ce type avant de bien saisir toutes les composantes reliées, d'une part, au devenir des herbicides dans les sol et, d'autre part, à la variation de la quantité et de l'état des microorganismes du sol. Ces études devront bien cerner toutes les influences indirectes reliées aux traitements appliqués. Mais ce sont les résultats d'études de ce genre, qui permettront de valider les modèles développés dans le but de prédire les risques de contamination des eaux souterraines par les pesticides.

BIBLIOGRAPHIE

BIBLIOGRAPHIE

- A. A. Aquatic Research Limited (1985)** Implications of reduced and no-tillage systems on chemical use in the prairie provinces. Report EPS 4 Ag 1. Environmental Protection Service, Environnement Canada, Edmonton.
- Alef, K. et D. Kleiner (1986)** Arginine ammonification, a simple method to estimate microbial activity potentials in soils. *Soil Biol. Biochem.*, 18(2):233-235.
- Alef, K. et D. Kleiner (1987)** Applicability of arginine ammonification as indicator of microbial activity in different soils. *Biol. Fertil. Soils*, 5:148-151.
- Alef, K., Th. Beck, L. Zelles et D. Kleiner (1988)** A comparison of methods to estimate microbial biomass and N-mineralization in agricultural and grassland soils. *Soil Biol. Biochem.*, 20(4):561-565.
- Alexander, M. et K. M. Scow (1989)** Kinetics of biodegradation in soil. Dans *Reactions and Movement of Organic Chemicals in Soils*, B.L. Sawhney et K. Brown (Eds). Soil Sci. Soc. Am. Special Publication, N° 22, WI, USA, pp. 243-269.
- Amato, M. et J. N. Ladd (1988)** Assay for microbial biomass based on ninhydrin-reactive nitrogen in extracts of fumigated soils. *Soil Biol. Biochem.*, 20:107-114.

- Anderson, J. P. E. et K. H. Domsch (1978)** A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soils. *Soil Biol. Biochem.*, 10:215-221.
- Armstrong, D.E. et G. Chesters (1968)** Adsorption catalyzed chemical hydrolysis of atrazine. *Environ. Sci. Technol.*, 9:683-689.
- Avidov, E., N. Aharonson, J. Katan, B. Rubin et O. Yarden (1985)** Persistence of terbutryn and atrazine in soil as affected by soil disinfection and fungicides. *Weed Sci.*, 33:457-461.
- Balasubramanian, A., R. Siddaramappa et G. Rangaswami (1972)** Effect of organic manuring on the activities of the enzymes hydrolyzing sucrose and urea and on soil aggregation. *Plant and Soil*, 37:319-328.
- Barriuso, E., F. Andreux, M. Schiavon et J. M. Portal (1991)** Intérêts et limitations des méthodes de séparation des micropolluants organiques des sols. *Science du sol*, 29(4):301-320.
- Bertin, G. (1989)** L'immobilisation de l'atrazine par la matière organique des sols. Une approche modélisée en conditions naturelles et au laboratoire. Thèse -I.N.P.L., Nancy. 103 p.
- Birch, H. F. (1960)** Nitrification in soil after different periods of dryness. *Plant and Soil*, 12:81-96.
- Blagodatskiy, S. A., YE. V. Blagodatskaya, A. YU. Gorbenko et N. S. Panikov (1987)** A rehydratation method of determining the biomass of microorganisms in soil. *Soviet Soil Sci.*, 19:119-126.

- Bottner, P. (1985)** Response of microbial biomass to alternate moist and dry conditions in a soil incubated with ¹⁴C- and ¹⁵N-labelled plant material. *Soil Biol. Biochem.*, 17:329-337.
- Brookes, P. C., D. S. Powlson et D. S. Jenkinson (1982)** Measurement of microbial biomass phosphorus in soil. *Soil Biol. Biochem.*, 14:319-329.
- Brookes, P. C., J. F. Kragt, D. S. Powlson et D. S. Jenkinson (1985a)** Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: The effects of fumigation time and temperature. *Soil Biol. Biochem.*, 17(6):831-835.
- Brookes, P. C., A. Landman, G. Pruden et D. S. Jenkinson (1985b)** Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: a rapid direct extraction method to measure microbial biomass nitrogen in soil. *Soil Biol. Biochem.*, 17:837-842.
- Burkhard, N. et J. A. Guth (1981)** Chemical hydrolysis of 2-chloro- 4,6-bis(alkylamino)-1,3,5-triazine herbicides and their breakdown in soil under the influence of adsorption. *Pestic Sci.*, 12(1):45-52.
- Burschel, P. et V. H. Freed (1959)** The decomposition of herbicides in soils. *Weeds*, 7:157-161.
- Calderbank, A. (1989)** The occurrence and significance of bound pesticide residues in soil. *Rev. Environ. Contam. Toxicol.*, 108:71-103.
- Calvet, R. (1988)** Analyse du concept de biodisponibilité d'une substance dans le sol. *Science du Sol*, 26:183-202.
- Calvet, R. (1989)** Adsorption of organic chemicals in soils. *Environ. Health Persp.*, 83:145-177.

- Campbell, C. A. et V. O. Biederbeck (1976)** Soil bacterial changes as affected by growing season and weather changes: a field and laboratory study. *Can. J. Soil Sci.*, 56:293-310.
- Carter, M. R. et D. A. Rennie (1982)** Changes in soil quality under zero tillage farming systems: distribution of microbial biomass and mineralizable C and N potentials. *Can. J. Soil Sci.*, 62:587-597.
- Carter, M. R., et D. A. Rennie (1984)** Dynamics of soil microbial biomass N under zero and shallow tillage for spring wheat using ¹⁵N-urea. *Plant and Soil*, 76:157-164.
- Carter, M. R. (1986)** Microbial biomass as an index for tillage-induced changes in soil biological properties. *Soil and Tillage Res.*, 7:29-40.
- Chaussod, R., B. Nicolardot, G. Catroux et J. Chrétien (1986a)** Relations entre les caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques de quelques sols cultivés. *Science du Sol*, 2:91-127.
- Chaussod, R., B. Nicolardot, G. Catroux et J. Chrétien (1986b)** Relations entre les caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques de quelques sols cultivés. *Science du Sol*, 2:213-226.
- Cheng, H. H. et R. G. Lehmann (1985)** Characterization of herbicide degradation under field conditions. *Weed Sci.*, 33(Suppl. 2):7-10.
- Cook, F. J., V. A. Orchard et D. M. Corderoy (1985)** Effects of lime and water content on soil respiration. *N. Z. J. Agric. Res.*, 28:517-523.

- Dao, T. H. et T. L. Lavy (1978)** Atrazine adsorption on soil as influenced by temperature, moisture content, and electrolyte concentration. *Weed Sci.*, 26:303-308.
- Dodge, D. (1989)** The meaning of May 10. *Borealis*, 1:14-16.
- Doran, J. W. (1980)** Microbial changes associated with residue management with reduced tillage. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 44:518-524.
- Environnement Canada (1986)** Présence des herbicides dans le fleuve St-Laurent et ses tributaires. Direction Générale des eaux intérieures, Programme de la qualité des eaux, région de Québec.
- 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 / Agriculture Canada (1987)** Pesticide registrant survey 1986 report. Document préparé par la Direction des produits chimiques commerciaux, Environnement Canada, janvier 1987.
- Environnement Canada (1990)** Recommandations sur la qualité de l'eau pour l'atrazine au Canada. Étude N° 168, Série scientifique, Direction générale des eaux intérieures, Direction de la qualité des eaux, Ottawa, Ontario, pp. 101.
- Environnement Canada (1991a)** L'état de l'environnement au Canada. Groupe Communication Canada, Ottawa, chapitres 5 et 9.
- Environnement Canada (1991b)** Sommaires météorologiques du service de l'environnement atmosphérique.

- Frank, R. et G. J. Sirons (1985) Dissipation of atrazine residues from soils. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 34:541-548.
- Ghassemi, M., L. Fargo, P. Painter, S. Quinlivan, R. Scofield et A. Takata (1981) Environmental Fates and Impacts of Major Forest Use Pesticides. TRW, Redondo Beach, Californie.
- Giles, C. H., T. H. Macewan, S. N. Nakhwa et D. Smith (1960) Studies in adsorption, Part XI. A system of classification of solution adsorption isotherms, and its use in diagnosis of adsorption mechanisms and measurement of specific surface areas of solids. *J. Chem. Soc.*, 3:3973-3993.
- Goswami, K. P. et R. E. Green (1971) Microbial degradation of the herbicide atrazine and its 2-hydroxy analog in submerged soils. *Environ. Sci. Technol.*, 5(5):426-429.
- Hance, R. J. et C. E. McKone (1971) Effect of concentration on the decomposition rates in soil of atrazine, linuron and picloram. *Pestic. Sci.*, 2:31-34.
- Harris, R. F. (1981) Effect of water potential on microbial growth and activity. Dans *Water Potential Relations in Soil Microbiology*, J. F. Parr, W. R. Gardner et L. F. Elliott (Eds), Soil Sci. Soc. Am. Special Publications, No 9, Madison, WI, USA, pp. 23-95.
- Hedley, M. J. et J. W. B. Stewart (1982) Method to measure microbial biomass phosphorus in soils. *Soil Biol. Biochem.*, 14:377-385.
- Hill, G. D., J. W. McGahen, H. M. Baker, D. W. Finnerty et C. W. - Bingeman (1955) The fate of substituted urea herbicides in agricultural soils. *Agron.*, 47:93-104.

- Ingham, E. R. et K. A. Horton (1987) Bacterial, fungal, and protozoan response to chloroform fumigation in stored soil. *Soil Biol. Biochem.*, 19:545-550.
- Insam, H. et K. H. Domsch (1988) Relationship between soil organic carbon and microbial biomass on chrono-sequences of reclamation sites. *Microbial Ecology*, 15:177-188,
- Ivany, J. A., J. M. Sadler, E. R. Kimball et K. B. MaRae (1985) Atrazine persistence and residue effects on rotation crops. *Can. J. Plant Sci.*, 65:363-368.
- Jenkinson, D. S. (1966) Studies on the decomposition of plant material in soil. II. Partial sterilization of soil and the soil biomass. *J. Soil Sci.*, 17:280-302.
- Jenkinson, D. S. (1976) The effects of biocidal treatments on metabolism in soil. IV. The decomposition of fumigated organisms in soil. *Soil Biol. Biochem.*, 8:203-208.
- Jenkinson, D. S. (1988) Determination of microbial biomass carbon and nitrogen of soils. Dans *Advances in Nitrogen Cycling in Agricultural Ecosystems*, J. R. Wilson (Ed.), Commonwealth Agricultural Bureau International, Wallingford. pp. 368-386.
- Jenkinson, D. S. et D. S. Powlson (1976a) The effects of biocidal treatments on metabolism in soil. I. Fumigation with chloroform. *Soil Biol. Biochem.*, 8:167-177.
- Jenkinson, D. S. et D. S. Powlson (1976b) The effects of biocidal treatments on metabolism in soil. V. A method for measuring soil biomass. *Soil Biol. Biochem.*, 8:209-213.
- Jenkinson, D. S., D. S. Powlson et R. W. M. Wedderburn (1976) The effects of biocidal treatments on metabolism in soil. III.

The relationship between soil biovolume, measured by optical microscopy, and the flush of decomposition caused by fumigation. *Soil Biol. Biochem.*, 8:189-202.

Jenkinson, D. S. et J. M. Oades (1979) A method for measuring adenosine triphosphate in soil. *Soil Biol. Biochem.*, 11:193-199.

Kearney, P. C. et T. Kellogg (1985) Microbial adaptation to pesticides. *Pure and Appl. Chem.*, 57:389-403.

Kieft, T. L., E. Soroker et M. K. Firestone (1987) Microbial biomass response to a rapid increase in water potential when dry soil is wetted. *Soil Biol. Biochem.*, 19:119-126.

Klecka, G. M. (1985) Biodegradation. *Environ. Exposure Chem.*, 1:128-155.

Lafrance, P., E. Salvano et J. P. Villeneuve (1992) Effet de l'herbicide atrazine sur la respiration et l'ammonification de l'azote organique dans un sol agricole au cours d'une incubation. *Can. J. Soil Sci.*, 72:1-12.

Larsen, W. E., C. E. Clapp, W. H. Pierre et Y. B. Morachan (1972) Effects of increasing amounts of organic residues on continuous corn: II. Organic carbon, nitrogen, phosphorus and sulphur. *Agronomy J.*, 64:204-208.

Le Rudulier, D., A. R. Strom, A. M. Dandekar, L. T. Smith et R. C. Valentine (1984) Molecular biology of osmo-regulation. *Science*, 224:1064-1068.

Little, T. M. et F. J. Hills (1978) The split-plot design. Dans *Agricultural Experimentation - Design and Analysis*, John Wiley and Sons, NY, pp. 87-100.

Lynch, J. M. et L. M. Panting (1980a) Cultivation and the soil biomass. *Soil Biol. Biochem.*, 12:29-33.

Lynch, J. M. et L. M. Panting (1980b) Variation in the size of the soil biomass. *Soil Biol. Biochem.*, 12:547-550.

Lynch, J. M. et L. M. Panting (1982) Effects of season, cultivation and nitrogen fertilizer on the size of the soil microbial biomass. *J. Sci. Food Agric.*, 33:249-252.

Martens, D. A., J. B. Johanson et W. T. Frankenberger Jr (1992) Production and persistence of soil enzymes with repeated addition of organic residues. *Soil Sci.*, 153:53-61.

Means, J. C. et R. Wijayaratne (1981) Role of natural colloids in the transport of hydrophilic pollutants. *Science*, 215:968-970.

Measures, J. C. (1975) Role of amino acids in osmoregulation of non-halophilic bacteria. *Nature*, 257:398-400.

Ministère de l'Environnement du Québec (1988) L'environnement au Québec, un premier bilan -Synthèse. Direction des communications et de l'éducation, 429 pp.

Ministère de l'Environnement du Québec (1989) L'eau potable au Québec, Un premier bilan de sa qualité. Direction des communications et de l'éducation, 96 pp.

Muir, D.C.G. et B. E. Baker (1976) Detection of triazine herbicides and their degradation products in tile-drain water from fields under intensive corn (maize) production. *J. Agric. Food Chem.*, 24(1):122-125.

Muir, D. C. G., J. Y. Yoo et B. E. Baker (1978) Residues of atrazine and N-deethylated atrazine in water from five

agricultural watersheds in Quebec. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 7:221-235.

Myrold, D.D. et J.M. Tiedje (1985) Establishment of denitrification capacity in soil: effects of carbon, nitrate and moisture. *Soil Biol. Biochem.*, 17(6):819-822.

Nannipieri, P., L. Muccini et C. Ciardi (1983) Microbial biomass and enzyme activities: Production and persistence. *Soil Biol. Biochem.*, 15:679-685.

Nicholls, P. H. (1988) Factors influencing entry of pesticides into soil water. *Pestic. Sci.*, 22:123-137.

Nicolardot, B., R. Chaussod et G. Catroux (1982) Revue des principales méthodes disponibles pour mesurer la biomasse microbienne et ses activités. *Science du Sol*, 4:253-261.

Obien, S.R. et R.E. Green (1969) Degradation of atrazine in four Hawaiian soils. *Weed Sci.*, 17:509-514.

Olson, B. M. et C. W. Lindwall (1991) Soil microbial activity under chemical fallow conditions: effects of 2,4-D and glyphosate. *Soil Biol. Biochem.*, 23:1071-1075.

Papendick, R. I. et G. S. Campbell (1981) Theory and measurement of water potential. Dans *Water Potential Relations in Soil Microbiology. Soil Sci. Soc. Am.*, Special Publication, No. 9, pp. 1-22.

Paul, E. A., et F. E. Clark (1989) *Soil Microbiology and Biochemistry*, Academic Press, San Diego, CA.

Powlson, D. S. (1975) Effects of biocidal treatments on soil organisms. Dans *Soil Microbiology- A Critical Review*, N. Walker (Ed.), Butterworths, London, pp. 193-224.

- Powlson, D. S. (1980)** The effects of grinding on microbial and non-microbial organic matter in soil. *J. Soil Sci.*, 31:77-85.
- Powlson, D. S. et D. S. Jenkinson (1981)** A comparison of the organic matter, biomass, adenosine triphosphate and mineralizable nitrogen contents of ploughed and direct-drilled soils. *J. Agric. Sci.*, 97:713-721.
- Powlson, D. S., P. C. Brookes et B. T. Christensen (1987)** Measurement of soil microbial biomass provides an early indication of changes in total soil organic matter due to straw incorporation. *Soil Biol. Biochem.*, 19:159-164.
- Reid, D.S. (1980)** Water activity as the criterion of water availability. Dans *Microbial Ecology*, D.C. Ellwood, J. N. Hedger, M. J. Latham, J. M. Lynch et J. H. Slater (Eds), Academic Press, London, pp. 15-27.
- Richard, J. J., G. A. Junk, M. J. Avery, L. Nehring, F. S. Fritz et H. J. Svec (1975)** Residues in water. *Pestic. Monit.*, 9(3): 117-123.
- Richards, J. E., P. Milburn, A. A. Maclean, et G. P. Demerchant (1990)** Intensive potato production effects on nitrate-N concentrations of rural New Brunswick well water. *Can. Agric. Eng.*, 32:189-196.
- Ritz, K., et D. Robinson (1988)** Temporal variations in soil microbial biomass C and N under a spring barley crop. *Soil-Biol. Biochem.*, 20:625-630.
- Roeth, F. W., T.L. Lavy et O.C. Burnside (1969)** Atrazine degradation in two soil profiles. *Weed Sci.*, 17:202-205.

- Ross, D. J. (1989)** Estimation of soil microbial C by a fumigation-extraction procedure: Influence of soil moisture content. *Soil Biol. Biochem.*, 21:767-772.
- Ross, D. J. (1990)** Estimation of soil microbial C by a fumigation-extraction method: Influence of seasons, soils and calibration with the fumigation-incubation procedure. *Soil Biol. Biochem.*, 22:295-300.
- Russel, J.D., M. Cruz et J.L. White (1968)** Mode of chemical degradation of s-triazines by montmorillonite. *Science*, 160:1340-1342.
- Saggar, S., J. R. Bettany et J. W. B. Stewart (1981)** Measurement of microbial sulphur in soil. *Soil Biol. Biochem.*, 13:493-498.
- Santé et Bien-être Canada (1987)** Dans: *Recommandations pour la qualité des eaux au Canada*. Conseil canadien des ministres des ressources et de l'environnement, Environnement Canada.
- Šantrůčková, H. et M. Straškraba (1991)** On the relationship between specific respiration activity and microbial biomass in soils. *Soil Biol. Biochem.*, 23:525-532.
- Schiavon, M., F. Jacquin et C. Goussault (1977)** Blocage de molécules s-triaziniques par la matière organique. *Soil Organic Matter Studies*, I.A.E.A., Vienne, pp. 327-332.
- Schnürer, J., M. Clarholm et T. Rosswall (1986)** Fungi, bacteria and protozoa in soil from four arable cropping systems. *Biol. Fertil. Soils*, 2:119-126.
- Seneviratne, R., et A. Wild (1985)** Effect of mild drying on the mineralization of soil nitrogen. *Plant and Soil*, 84:175-179.

- Skipper, H.D., et V. V. Volk (1972)** Biological and chemical degradation of atrazine in 3 Oregon soils. *Weed Sci.*, 20(4): 344-347.
- Skipper, H.D., V.V. Volk, M.M. Mortland et K.V. Raman (1978)** Hydrolysis of atrazine on soil colloids. *Weed Sci.*, 26(1):46-51.
- Skipper, H.D., C.M. Gilmour et W.R. Furtick (1967)** Microbial versus chemical degradation of atrazine in soils. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.*, 31:653-656.
- Smith, J. L. , B. L. McNeal, H. H. Cheng et G. S. Campbell (1986)** Calculation of microbial maintenance rates and net nitrogen mineralization in soil at steady-state. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 50:332-338.
- Sommerville, L. et M. P. Greaves (1987)** *Pesticide Effects on Soil Microflora*. Taylor & Francis (Pub.), Basingstoke, Hants. pp. 240.
- Sorensen, L. H. (1979)** Decomposition of straw in soil after stepwise repeated additions. *Soil Biol. Biochem.*, 11:23-29.
- Soulas, G. (1985)** La dégradation des pesticides dans le sol; aspects microbiens et cinétiques. *Science du Sol*, 2:43-57.
- Soulides, D. A. et F. E. Allison (1961)** Effect of drying and freezing soils on carbon dioxide production, available mineral nutrients, aggregation, and bacterial population. *Soil Sci.*, 91:291-298.
- Sparks, D. L. (1989)** *Kinetics of Soil Chemical Processes*. Academic Press. Inc., San Diego, CA. pp. 210.

- Sparling, G. P., K. N. Whale et A. J. Ramsay (1985)** Quantifying the contribution from the soil microbial biomass to the extractable P levels of fresh and air-dried soils. *Aust. J. Soil Res.*, 23:613-621.
- Sparling, G. P., J. D. G. Milne et K. W. Vincent (1987)** Effect of moisture regime on the microbial contribution to Olsen phosphorus values. *N. Z. J. Agric. Res.*, 30:79-84.
- Sparling, G. P. et A. W. West (1988a)** A direct extraction method to estimate soil microbial C: calibration *in situ* using microbial respiration and ¹⁴C labelled cells. *Soil Biol. Biochem.*, 20:337-343.
- Sparling, G. P. et A. W. West (1988b)** Modifications to the fumigation-extraction technique to permit simultaneous extraction and estimation of soil microbial C and N *Comm. Soil Sci. Plant Anal.*, 19:327-344.
- Sparling, G. P. et A. W. West (1989)** Importance of soil water content when estimating soil microbial C, N and P by the fumigation-extraction methods. *Soil Biol. Biochem.*, 21:245-253.
- Swift, M. J. (1973)** Estimation of mycelial growth during decomposition of plant litter. *Bull. Ecolog. Res. Comm.* (Stockholm), 17:53-59.
- Tate, K. R., D. J. Ross et C. W. Feltham (1988)** A direct method to estimate soil microbial C: effects of experimental variables and some different calibration procedures. *Soil. Biol. Biochem.*, 20:329-335.
- Vance, E. D., P. C. Brookes et D. S. Jenkinson (1987)** An extraction method for measuring soil microbial biomass C. *Soil Biol. Biochem.*, 19:703-707.

- Verschueren, K. (1983)** *Handbook of Environmental Data on Organic Chemicals*. 2^e édition. Toronto: Van Nostrand Reinhold Co.
- Von Stryk, F. G., et E. F. Bolton (1977)** Atrazine residues in tile-drain water from corn plots as affected by cropping practices and fertility levels. *Can. J. Soil Sci.*, 57:249-253.
- Wagenet, R. J. (1986)** Principles of modeling pesticide movement in the unsaturated zone. Dans *Evaluation of Pesticides in Groundwater*, (W. Y. Garner, R. C. Honeycutt et H. N. Nigg, Eds), Am. Chem. Soc. Symposium Series, No. 315, Am. Chem. Soc. Washington, DC, pp. 330-341.
- Wagenet, R. J. et J. L. Hutson (1986)** Predicting the fate of nonvolatile pesticides in the unsaturated zone. *J. Environ. Qual.*, 15:315-322.
- Wagenet, R. J. et P. S. C. Rao (1990)** Modeling pesticide fate in soils. Dans *Pesticides in the Soil Environment: Processes, Impacts, and Modeling*, H. H. Cheng (Ed), Soil Sci. Soc. Am. Book Series, No. 2.
- Wardle, D. A. et D. Parkinson (1990)** Comparison of physiological techniques for estimating the response of the soil microbial biomass to soil moisture. *Soil Biol. Biochem.*, 22:817-823.
- Wardle, D. A. et D. Parkinson (1991)** Relative importance of 2,4-D, glyphosate and environmental variables on the soil microbial biomass. *Plant and Soil*, 134:209-219.
- Wardle, D. A. et D. Parkinson (1992)** Influence of the herbicides 2,4-D and glyphosate on soil microbial biomass and activity: a field experiment. *Soil Biol. Biochem.*, 24:185-186.

- Wauchope, R. D. et R. S. Myers (1985)** Adsorption-desorption kinetics of atrazine and linuron in freshwater-sediment aqueous slurries. *J. Environ. Qual.*, 14:132-136.
- Weber, J. B. et C. T. Miller (1989)** Organic chemical movement over and through soil. Dans *Reactions and Movement of Organic Chemicals in Soil.*, B. L. Sawhey and K. Brown (Eds). Soil Sci. Soc. Am., Special Publication No 22, WI,USA, pp. 305-334.
- West, A. W., G. P. Sparling, T. W. Speir et J. M. Wood (1988a)** Comparison of microbial C, N-flush and ATP, and certain enzyme activities of different textured soils subject to gradual drying. *Aust. J. Soil Res.*, 26:217-229.
- West, A. W., G. P. Sparling, T. W. Speir et J. M. Wood (1988b)** Dynamics of microbial C, N-flush and ATP, and enzyme activities of gradually dried soils from a climosequence. *Aust. J. Soil Res.*, 26:519-530.
- Yancey, P. H., M. E. Clark, S. C. Hand, R. D. Bowlus et G. N. Somero (1982)** Living with water stress: evolution of osmolyte systems. *Science*, 217:1214-1222.
- Yaron, B. (1989)** General principles of pesticide movement to groundwater. *Agric. Ecosystems Environ.*, 26:275-297.
- Zantua, M. I. et J. M. Bremner (1976)** Production and persistence of urease activity in soils. *Soil Biol. Biochem.*, 8:369-374.

ANNEXES

ANNEXE A: MATÉRIEL ET MÉTHODES

A.1 INSTAURATION DU SITE EXPÉRIMENTAL DE CULTURE

Le site a été instauré sur les terres de Monsieur Lucien Bédard à Pont-Rouge. Ce site n'avait pas été cultivé depuis les trois dernières années et avait donc été laissé en jachère. Des analyses de sol, de la profondeur 0-20 cm, effectuées avant les travaux d'installation du site, ont démontré que ce sol avait un pH de 6,3, et des contenus en phosphore de 28 mg.kg⁻¹, en potassium de 30 mg.kg⁻¹, en calcium de 750 mg.kg⁻¹ et en magnésium de 28 mg.kg⁻¹ (Mehlich-III). L'instauration du site, le 18 mai 1991, a débuté par le labour, effectué à 20 cm de profondeur, avec une charrue inversoire. Le 21 mai a eu lieu le hersage, la fertilisation inorganique et organique, puis le semis du maïs. L'engrais organique, un compost jeune composé d'un mélange de fumier de cheval et de copeaux de bois, avait un pH de 7,71, un contenu en eau de 222% et en matières organiques de 56%, et des contenus en azote total de 0,67%, en phosphore total de 0,27%, en potassium de 0,35%, en calcium de 3,06% et en magnésium de 0,35%. L'atrazine utilisée pour l'application au site était de formulation commerciale: Atrazine COOP. Une solution de 480 g m.a.L⁻¹ (m.a.= matière active) a été utilisée pour l'application de 2 et 4 L.ha⁻¹.

A.2 ÉCHANTILLONNAGE

Neuf sous-échantillons par parcelle sont prélevés, à la sonde et en zig-zag, pour ensuite être combinés dans deux sacs de plastique afin de produire deux échantillons composés pour chaque parcelle: l'un étant utilisé au laboratoire de l'INRS-Eau pour la détermination des concentrations résiduelles en atrazine, et l'autre étant utilisé aux laboratoires de la station de recherche d'Agriculture Canada pour l'analyse de tous les autres paramètres (contenu en eau, biomasse, activité microbienne et carbone organique soluble). Les échantillons de sol étaient conservés dans une glacière contenant des blocs de glace (température d'environ 4°C), pendant le prélèvement et jusqu'à l'arrivée au laboratoire.

À l'arrivée au laboratoire de l'INRS-Eau, les échantillons de sol sont tamisés (<2 mm) et une portion d'environ 50 g est séchée à l'air sous la hotte pour une durée d'environ 12 heures, pour ensuite être congelée à -40°C jusqu'à l'extraction. Les échantillons reçus à la station d'Agriculture Canada étaient immédiatement tamisés (<6 mm), puis analysés pour leur contenu en eau, en biomasse et pour leur activité microbienne dans les deux jours suivant l'échantillonnage. Les échantillons de sol étaient ensuite conservés à -20°C, pour l'analyse subséquente du carbone organique soluble (C.O.S.).

A.3 TECHNIQUES ANALYTIQUES

A.3.1 Paramètres physico-chimiques

A.3.1.1 CARBONE ET AZOTE TOTAL

Le sol utilisé dans l'unique détermination des contenus en carbone total et azote total provient du sol séché et tamisé (<2 mm) des échantillons prélevés le 3 juin 1991 (jour -1), avant l'application de l'atrazine. Les sols alors prélevés provenaient de

chaque bloc de réplikat, sans distinction de la délimitation des parcelles pour l'application de l'atrazine (donc 8 échantillons de sol par profondeur, et 9 sous-échantillons combinés pour chaque échantillon donné). Le sol est alors broyé finement à l'aide d'un pilon et mortier en agate. Des portions de 2 ou 5 mg sont ensuite pesées, en duplicata, précisément, puis analysées avec un analyseur NCS (NA 1500, Carlo Erba Instrument; laboratoire de l'INRS-Eau).

A.3.1.2 *pH DU SOL*

On pèse précisément, en duplicata, $10,00 \pm 0,01$ g du sol séché et tamisé (<2 mm) provenant de chaque échantillon du 3 juin 1991 (jour -1), puis on y ajoute 15 mL d'eau distillée (rapport sol:eau de 1:1,5). On laisse en contact pendant 30 minutes durant lequel on agite à quelques reprises (5-6 fois). On mesure ensuite le pH avec un pH-mètre Fisher Accumet (modèle 805 MP) avec une électrode de Ω Metrohm AG (9100 Herisau).

A.3.1.3. *CONTENU EN EAU*

On pèse précisément une petite assiette d'aluminium et on y ajoute $10,00 \pm 0,01$ g de sol frais que l'on fait sécher à 105°C dans une étuve, pendant 24 heures. On laisse refroidir dans un dessiccateur puis on pèse précisément l'assiette et son contenu. On exprime le contenu en eau sur la base du poids sec selon l'équation suivante:

$$\% \text{ EAU} = \left(\frac{\text{sol humide (g)} - \text{sol sec (g)}}{\text{sol sec (g)}} \right) \times 100 \quad (1)$$

$$\text{où: sol sec (g)} = (\text{assiette} + \text{sol sec}) \text{ (g)} - \text{assiette (g)}$$

Deux échantillons sont analysés en duplicats à chaque série de 24 échantillons.

A.3.1.4 *CONTENU EN CARBONE ORGANIQUE SOLUBLE*

Pour l'étude de ce paramètre, on utilise les échantillons de sol congelés à l'état frais, et conservés à -20°C . Un échantillon est analysé en duplicata à chaque 24 échantillons. On laisse d'abord décongeler le sol à la température ambiante, puis on pèse précisément $10,00 \pm 0,01$ g de sol humide dans des bouteilles à centrifugation de 250 mL de polypropylène. On ajoute ensuite $20,0 \pm 0,1$ mL d'eau distillée et on fait agiter dans un agitateur-secoueur de type Eberbach (180 rev.min^{-1}) pendant 60 minutes. On centrifuge, par la suite, durant 10 minutes à $1500-1800 \text{ rev.min}^{-1}$ dans une centrifugeuse IEC modèle K (capacité 6000 mL "cheval de bataille") non-réfrigérée. Les surnageants sont alors filtrés (filtre en papier Thomas), récoltés dans des flacons (vials à scintillation) en polypropylène de 20 mL, puis congelés à -20°C jusqu'à la détermination du carbone organique dissous à l'aide d'un analyseur automatique Technicon, dont la détection s'effectue par conductivimétrie.

A.3.1.5. *EXTRACTION ET DOSAGE DE L'ATRAZINE*

Lors de la session d'extraction, on laisse décongeler les échantillons à la température de la pièce et on pèse précisément $7,00 \pm 0,01$ g dans des bouteilles en verre de type Sovirel avec bouchon en teflon, de 50 mL. Des standard internes (2 standard sur des échantillons de sol différents, pour 24 échantillons de sol) de concentration connue et voisine de 1 mg.kg^{-1} sont alors préparés à partir d'une solution d'acétate d'éthyle (qualité pesticide) contenant 30 mg.L^{-1} d'atrazine, afin de nous permettre de déterminer le pourcentage de récupération obtenu à chaque session d'extraction (Tableau A.1). Aucune correction n'a été effectuée sur les résultats de concentration résiduelle du fait que les standard d'une même session d'extraction sont considérablement différents. On laisse évaporer le solvant des ajouts dosés. On débute l'extraction par l'ajout de $14,00 \pm 0,01$ mL d'acétate d'éthyle. On prend soin de fermer hermétiquement les bouteilles avant d'agiter mécaniquement pendant 30 minutes, à l'aide d'un agitateur à bras oscillant.

Le mélange est ensuite filtré avec une seringue filtrante (Auto-vials Syringeless Filters, nylon, 0,45 μm) et le filtrat est recueilli dans un tube de verre (pour dosage par chromatographie) et conservé à -40°C jusqu'au moment du dosage. On note la hauteur du solvant sur la surface du tube afin de pouvoir vérifier, au moment du dosage, s'il y a eu évaporation durant l'entreposage.

Tableau A.1: Résumé des pourcentages de récupération obtenus pour chaque session d'extraction de l'atrazine.

Jour suivant l'application d'atrazine	Pourcentage de récupération	Moyenne	Écart-type
-1	87.83 114.81	101.3	19.1
1	88.07 92.73	90.4	3.3
5	90.93 90.20	90.6	0.5
10	91.03 84.90 96.32	90.8	5.7
21	90.14 123.98 93.80 106.18	103.5	15.3
30	110.77 106.59	108.7	3.0
41	110.45 116.71 101.83 105.60	108.6	6.4
50	90.73 122.91	106.8	22.8
70	138.83 130.18 123.98 109.98 94.88 93.70	115.3	18.8
101	88.94 90.68 106.67 103.78 114.31 116.20	103.4	11.5
150	118.03 109.80 104.78 106.47 112.28 99.67	108.5	6.4

Le dosage des extraits est effectué avec un chromatographe en phase gazeuse (Varian, modèle 3400), muni d'un injecteur automatique et de 2 détecteurs à billes de céramique spécifiques à l'azote et au phosphore (Thermionic Specific Detector). Deux types de colonnes capillaires provenant de J & W Scientific sont utilisées: l'une pour l'analyse (DB5, 30 m x 0,25 mm I.D., Film 0,25 μm) et l'autre pour la confirmation (DB1701, 30 m x 0,25 mm I.D., Film 0,25 μm). Le seuil de détection a été évalué à 20 $\mu\text{g.L}^{-1}$.

Une étude plus exhaustive sur le niveau de récupération de l'atrazine a été menée afin de déterminer si les traitements appliqués au site expérimental ont influencé la capacité de récupération de l'atrazine contenu dans les échantillons. Des ajouts dosés équivalant à 0,5, 1 et 5 mg.kg^{-1} ont été effectués en triplicata à partir d'une solution mère unique sur les échantillons de sol séchés et tamisés de la profondeur 0-10 cm, prélevés le 3 juin 1991 (jour -1) et représentant une combinaison des échantillons des 4 réplicats, pour les deux types de fertilisation (inorganique vs inorganique + organique). Les techniques d'extraction et de dosage ont été les mêmes que celles décrites précédemment. On a obtenu, ainsi, une moyenne de pourcentage de récupération de l'atrazine de 106,2% (voir les Tableaux A.2 et A.3 suivants).

Les concentrations résiduelles des jours 1 à 70 (période où la concentration résiduelle en atrazine diminue) ont été utilisées afin de déterminer les paramètres de la cinétique de dégradation d'ordre 1. Pour ce faire, on a d'abord utilisé la forme logarithmique de la cinétique de premier ordre ($\ln C = \ln C_0 - kt$) afin d'effectuer une analyse de régression linéaire à l'aide du logiciel SAS. Une analyse de variance a ensuite été effectuée afin d'identifier les différences significatives possibles entre les différents traitements.

Tableau A.2: Taux de récupération pour l'extraction et le dosage de l'atrazine en fonction du type de fertilisation.

Engrais	Concentration Théorique (mg/kg)	Concentration expérimentale (mg/kg)	Taux de récupération (%)	Taux de récupération moyen (%)
FIO	0.5	0.58	115.97	113.3
		0.55	110.85	
		0.57	113.01	
	1	1.21	120.88	120.6
		1.24	124.18	
		1.17	116.63	
	5	5.19	103.78	103.1
		5.17	103.32	
		5.10	102.07	
FI	0.5	0.42	83.64	85.9
		0.42	83.36	
		0.45	90.78	
	1	1.15	114.57	114.5
		1.10	109.77	
		1.19	119.21	
	5	4.99	99.88	99.9
		5.00	100.05	
		4.98	99.66	

Tableau A.3: Probabilités¹ calculées lors de l'analyse de variance effectuée sur les mesures du pourcentage de récupération de l'atrazine en fonction du type de fertilisation.

Concentration théorique (mg.kg ⁻¹)	P ¹ (eng)	Taux de récupération moyen (%)	
		FIO	FI
0.5	*	113.3	85.9
1.0	NS	120.6	114.5
5.0	*	103.1	99.9

¹ NS: non-significatif; *:Probabilité ≤ 0.05

Aucune correction n'a été effectuée sur les concentrations résiduelles d'atrazine pour les raisons suivantes: les différences significatives obtenues n'ont pas été observées pour tous les essais; les différences entre les moyennes sont de l'ordre de l'écart-type; les pourcentages de récupération supérieurs à 100% pourraient être dus à l'évaporation du solvant lors de l'extraction, et rien ne peut nous confirmer que la quantité de solvant évaporée est constante; une erreur systématique (ce qui rend l'analyse de variance non applicable) a pu se produire lors de la réalisation de cette étude: les différents essais n'ont pas été analysés de façon aléatoire; l'atrazine est extraite aussitôt que le solvant de la solution standard est évaporé, ce qui ne laisse qu'un temps de contact très court.

A.3.2 Paramètres biologiques

A.3.2.1 BIOMASSE (FUMIGATION - EXTRACTION (FEM))

La méthode de fumigation au chloroforme pratiquée dans le présent projet est décrite par Vance et coll. (1987).

On pèse deux portions de $20,00 \pm 0,02$ g d'un même échantillon de sol frais: l'une sert d'essai et est contenue dans un bécher en pyrex de 50 mL, l'autre est utilisée à titre de témoin (non-fumigé) dans un contenant de polypropylène de 100 mL avec couvercle hermétique. La fumigation consiste à mettre en contact les échantillons de sol (essai) avec des vapeurs de chloroforme dans le but de permettre aux cellules microbiennes de laisser échapper, par suite du bris de leur membrane cellulaire, leur contenu dans le sol. Ainsi, on dépose les sols "essais" (contenus dans les béchers) dans un dessiccateur qui contient un bécher (capacité maximale de 50 mL) avec environ 35 mL de chloroforme (stabilisé avec des hydrocarbures non-polaires, Caledon Lab.), puis on fait le vide jusqu'à l'ébullition du chloroforme et on laisse agir pendant 24 heures. Les témoins sont conservés au réfrigérateur à 4°C pendant ce temps. Une fois l'incubation terminée, on enlève le couvercle du dessiccateur et on laisse sous la hotte pendant une heure afin d'éliminer toute trace de chloroforme: on extrait alors immédiatement le carbone organique de toutes les portions (témoins et essais).

On transfère les portions de sol dans des bouteilles à centrifugation de 250 mL en polypropylène et on y ajoute $40,0 \pm 0,1$ mL de K_2SO_4 0,25 M (qualité ACS). On agite pour une période de 30 minutes dans un agitateur-secoueur Eberbach ($180 \text{ rev. min}^{-1}$), puis on centrifuge durant 10 minutes à $1500-1800 \text{ rev. min}^{-1}$ dans une centrifugeuse IEC modèle K (capacité 6000 mL, "cheval de bataille") non-réfrigérée. Les surnageants sont alors filtrés (filtres Thomas), récoltés dans des flacons (vials à scintillation) en polypropylène de 20 mL, puis congelés à -20°C jusqu'à la détermination du carbone organique dissous (COD). La détermination du carbone organique dissous (COD) des extraits se fait à l'aide d'un

auto-analyseur Technicon équipé d'un détecteur par conductivimétrie.

Pour déterminer la biomasse microbienne, il faut d'abord évaluer la quantité de carbone organique provenant de chaque portion ($C_{\text{libéré}}$) de la façon suivante:

$$C_{\text{libéré}} = \frac{[\text{COD}] \times \text{Volume de la solution d'extraction}}{P} \quad (2)$$

où: COD = concentration ($\mu\text{g} \cdot \text{mL}^{-1}$) du carbone organique dissous dans les extraits

Volume de la solution d'extraction = volume (mL) de K_2SO_4 0,25 M

P = poids sec (équivalent au $20,00 \pm 0,02$ g de sol humide (g))

Par la suite, on évalue le carbone microbien produit lors de la fumigation (C_{flush}) par la différence entre le carbone organique de l'essai et celui du témoin respectif de chaque échantillon. Enfin, il faut diviser le C_{flush} par un coefficient de proportionnalité (K_{EC}) afin de convertir le carbone microbien en biomasse microbienne. Ainsi, on utilise un K_{EC} de 0,38. Les déterminations sont effectuées dans les 48 heures suivant l'échantillonnage. Les échantillons de sol sont conservés d'ici là à 4°C , alors que les extraits de carbone organique dissous le sont à -20°C jusqu'au moment de l'analyse.

A.3.2.2 ACTIVITÉ MICROBIENNE (ammonification de l'arginine)

La détermination du taux d'ammonification de l'arginine est effectuée telle que décrite par Alef et coll. (1988) avec quelques modifications techniques mineures décrites ci-après.

On pèse deux portions de $2,00 \pm 0,01$ g, pour chaque échantillon, dans des tubes à centrifuger de 50 mL en polypropylène; une portion

est utilisée à titre de témoin, et l'autre comme essai. On place les tubes fermés dans une étuve à 30°C, pour une heure, afin d'atteindre un équilibre thermique et pour activer la biomasse. La réaction est amorcée par une injection de 0,5 mL d'une solution aqueuse d'arginine de 2 g.L⁻¹ (pH=10, L-arginine sous forme basique, Sigma). La réaction des tubes témoins est arrêtée par congélation à -20°C immédiatement après l'ajout du substrat (t=0), alors que celle des tubes "essais" est arrêtée, de la même façon, après 3 heures d'activité enzymatique à la température de la pièce. Cette étape est effectuée dans les 48 heures suivant l'échantillonnage.

Afin d'extraire l'ammonium (NH₄⁺) produit lors de l'ammonification de l'arginine, on décongèle le contenu des tubes à la température de la pièce (environ 15 minutes), puis on injecte aussitôt 8 mL de KCl 2 N (sans ammonium, qualité ACS). On agite pendant 15 minutes à l'aide d'un agitateur-secoueur Eberbach (180 rev. min⁻¹), puis on centrifuge à 10 000 rpm et à 4°C pendant 15 minutes à l'aide d'une centrifugeuse réfrigérée (Sorvall RC-5B, Dupont Instruments). On prélève 5 mL du surnageant que l'on dépose dans un contenant de polypropylène fermant hermétiquement. Les extraits sont préservés par acidification (pH < 2) avec H₂SO₄ concentré (la concentration finale étant de 2% V/V) et entreposés à 4°C. Puisqu'il est possible que l'activité enzymatique reprenne, suite à la décongélation du sol, il est primordial que l'extraction des tubes témoin et essai d'un échantillon donné soit faite simultanément. Ainsi, le témoin et l'essai seront soumis aux mêmes conditions. La réaction est réalisée dans les 48 heures suivant l'échantillonnage. Les échantillons de sol sont conservés, d'ici là, à 4°C alors que les extraits d'ammonium le sont aussi, à 4°C, mais pour un maximum de un mois, jusqu'au moment de l'analyse.

L'évaluation de la concentration en ammonium (μg NH₄-N.mL⁻¹) est effectuée par colorimétrie avec un auto-analyseur à flux continu Technicon (modèle AA-II) dans les 30 jours suivant l'extraction.

Le taux d'ammonification de l'arginine est déterminé en soustrayant la valeur du taux d'ammonification du témoin ($\text{Taux}_{\text{témoin}}$) à celle de l'essai ($\text{Taux}_{\text{essai}}$) et est exprimé sur la base du poids sec de la façon suivante:

$$\text{Taux d'ammonification} = \text{Taux}_{\text{essai}} - \text{Taux}_{\text{témoin}} \quad (3)$$

$$\text{Taux } (\mu\text{g NH}_4\text{-N.h}^{-1}\text{.g}^{-1} \text{ sol sec}) = \frac{[\text{NH}_4\text{-N}] \times \text{Volume ajouté}}{t \times P} \quad (4)$$

où: $[\text{NH}_4\text{-N}]$ = concentration ($\mu\text{g.mL}^{-1}$) de $\text{NH}_4^+\text{-N}$ dans l'extrait

Volume ajouté = volume (mL) de liquide ajouté lors de la réaction d'ammonification (soit 0,5 mL de la solution d'arginine et 8,0 mL de KCl; total de 8,5 mL)

t = temps de réaction (h)

P = poids (g) sec du $2,00 \pm 0,01$ g de sol humide

ANNEXE B: RÉSULTATS COMPLÉMENTAIRES

Tableau B.1: Probabilités¹ calculées lors de l'analyse de variance effectuée sur les mesures des différents paramètres pour chaque campagne, à la profondeur 0-10 cm.

Paramètre ²	Traitement ³	Jour suivant l'application d'atrazine												
		-1	1	5	10	15	21	30	41	50	70	101	122	150
EAU	atra	NS	NS	NS	NS	***	***	***	***	**	NS	NS	*	*
	eng	*	NS	NS	NS	NS	NS	*	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng*atra	NS	NS	NS	NS	**	NS	NS	NS	NS	NS	NS	*	***
C.O.S.	atra	NS	NS	---	NS	NS	*	***	**	*	NS	NS	NS	NS
	eng	NS	NS	---	NS	**	NS	NS	*	NS	*	**	NS	NS
	eng*atra	NS	NS	---	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
BIOM	atra	NS	NS	---	NS	NS	NS	*	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng	NS	NS	---	NS	NS	*	**	***	NS	**	*	*	NS
	eng*atra	NS	NS	---	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	*
AMMO	atra	NS	NS	---	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	**	NS
	eng	NS	*	---	NS	*	NS	NS	*	NS	*	NS	**	*
	eng*atra	NS	NS	---	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	*	NS	NS
ACT.SPEC.	atra	NS	*	NS	NS	NS	NS	NS	NS	*	NS	NS	NS	*
	eng	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng*atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
ATRAZ	atra	NS	***	***	***	***	*	***	**	**	***	***	---	**
	eng	*	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	*	NS	---	NS
	eng*atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	*	NS	---	NS

¹ NS: Non-Significatif ($P > 0.05$); *: $P \leq 0.05$; **: $P \leq 0.01$; ***: $P \leq 0.001$; ---: pas analysé.

² EAU: contenu en eau; C.O.S.: carbone organique soluble; BIOM: biomasse microbienne; AMMO: ammonification de l'arginine; ACT.SPEC.: activité spécifique; ATRAZ: concentration résiduelle d'atrazine.

³ ATRA: dose d'application en atrazine (A_1, A_2, A_3).

ENG: type de fertilisation (FI, FIO).

ENG*ATRA: interaction (FI.A₁, FI.A₂, FI.A₃, FIO.A₁, FIO.A₂, FIO.A₃).

Tableau B.2: Probabilités¹ calculées lors de l'analyse de variance effectuée sur les mesures des différents paramètres pour chaque campagne, à la profondeur 10-20 cm.

Parametre ²	Traitement ³	Jour suivant l'application d'atrazine							
		-1	10	21	41	70	101	122	150
EAU	atra	NS	NS	***	***	NS	NS	NS	*
	eng	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng*atra	NS	**	*	NS	NS	NS	NS	NS
C.O.S.	atra	NS	NS	**	***	NS	NS	NS	*
	eng	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng*atra	NS	NS	*	NS	NS	NS	NS	NS
BIOM	atra	NS	NS	NS	*	NS	*	NS	NS
	eng	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	*
	eng*atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
AMMO	atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng	NS	*	NS	NS	*	NS	NS	**
	eng*atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
ACT.SPEC.	atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	*
	eng	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	*
	eng*atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
ATRAZ	atra	NS	***	NS	*	NS	NS	---	**
	eng	NS	NS	NS	NS	NS	NS	---	NS
	eng*atra	NS	**	NS	NS	NS	NS	---	NS

¹ NS: Non-Significatif ($P > 0.05$); *: $P \leq 0.05$; **: $P \leq 0.01$; ***: $P \leq 0.001$; ---: pas analysé.

² EAU: contenu en eau; C.O.S.: carbone organique soluble; BIOM: biomasse microbienne; AMMO: ammonification de l'arginine; ACT.SPEC.: activité spécifique; ATRAZ: concentration résiduelle d'atrazine.

³ ATRA: dose d'application en atrazine (A_1, A_2, A_3).

ENG: type de fertilisation (FI, FIO).

ENG*ATRA: interaction (FI.A₁, FI.A₂, FI.A₃, FIO.A₁, FIO.A₂, FIO.A₃).

Tableau B.3: Probabilités¹ calculées lors de l'analyse de variance effectuée sur les mesures des différents paramètres pour chaque campagne, à la profondeur 20-30 cm.

Parametre ²	Traitement ³	Jour suivant l'application d'atrazine						
		-1	21	41	70	101	122	150
EAU	atra	NS	***	***	NS	NS	NS	NS
	eng	NS	NS	NS	NS	NS	*	NS
	eng*atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
C.O.S.	atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng	NS	*	NS	NS	*	NS	NS
	eng*atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
BIOM	atra	NS	NS	***	NS	NS	NS	NS
	eng	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng*atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
AMMO	atra	NS	NS	NS	NS	*	NS	NS
	eng	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng*atra	NS	NS	*	NS	*	NS	NS
ACT.SPEC.	atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
	eng*atra	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
ATRAZ	atra	NS	NS	NS	*	*	---	NS
	eng	NS	*	NS	NS	NS	---	NS
	eng*atra	NS	*	NS	NS	*	---	NS

¹ NS: Non-Significatif ($P > 0.05$); *: $P \leq 0.05$; **: $P \leq 0.01$; ***: $P \leq 0.001$; ---: pas analysé.

² EAU: contenu en eau; C.O.S.: carbone organique soluble; BIOM: biomasse microbienne; AMMO: ammonification de l'arginine; ACT.SPEC.: activité spécifique; ATRAZ: concentration résiduelle d'atrazine.

³ ATRA: dose d'application en atrazine (A_1, A_2, A_3).

ENG: type de fertilisation (FI, FIO).

ENG*ATRA: interaction (FI.A₁, FI.A₂, FI.A₃, FIO.A₁, FIO.A₂, FIO.A₃).

Tableau B.4: Coefficients de corrélation linéaire (r) entre les différents paramètres étudiés dans la profondeur 0-10 cm, en fonction de la dose d'application d'atrazine.

A) Atrazine

Paramètre	Dose d'atrazine	Paramètre				
		EAU	C.O.S.	BIOM	AMMO	ACT.SPEC.
ATRAZ	A1	0.134	0.249	0.243	0.075	-0.192
	A2	0.318	0.346	0.235	0.144	-0.381

B) Autres paramètres

Paramètre	Dose d'atrazine	Paramètre				
		EAU	C.O.S.	BIOM	AMMO	ACT.SPEC.
EAU	A1	1.000	0.229	0.846	0.0528	-0.588
	A2	1.000	0.284	0.790	-0.2297	-0.742
	A3	1.000	-0.331	0.879	0.2218	-0.727
C.O.S.	A1		1.000	0.258	0.539	0.198
	A2		1.000	0.363	0.436	0.027
	A3		1.000	-0.195	-0.006	0.403
BIOM	A1			1.000	-0.170	-0.767
	A2			1.000	0.195	-0.699
	A3			1.000	0.105	-0.781
AMMO	A1				1.000	0.738
	A2				1.000	0.405
	A3				1.000	0.394

EAU: contenu en eau; C.O.S.: carbone organique soluble; BIOM: biomasse microbienne; AMMO: activité microbienne; ACT.SPEC.: activité spécifique; ATRAZ: concentrations résiduelles d'atrazine; A₁: 2 kg m.a.ha⁻¹, A₂: 1 kg m.a.ha⁻¹, A₃: 0 kg m.a.ha⁻¹.

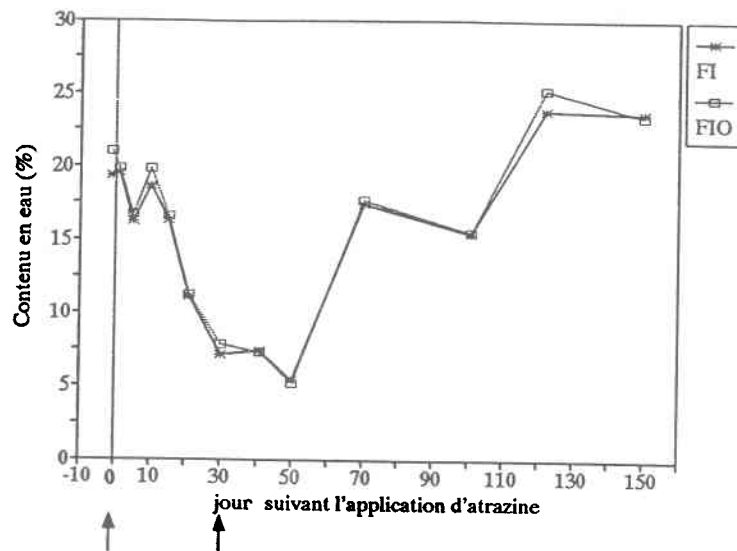


Figure B.1: Variation saisonnière du contenu en eau en fonction du type de fertilisation, dans la profondeur 0-10 cm. *FI*: fertilisation inorganique; *FIO*: fertilisation inorganique+organique

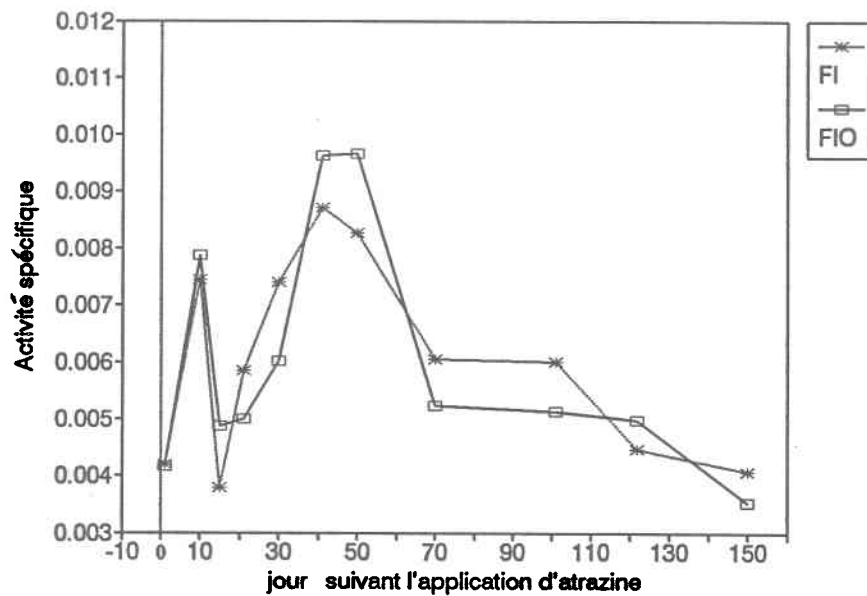


Figure B.2: Variation saisonnière de l'activité spécifique en fonction du type de fertilisation dans la profondeur 0-10 cm. *FI*: fertilisation inorganique; *FIO*: fertilisation inorganique+organique

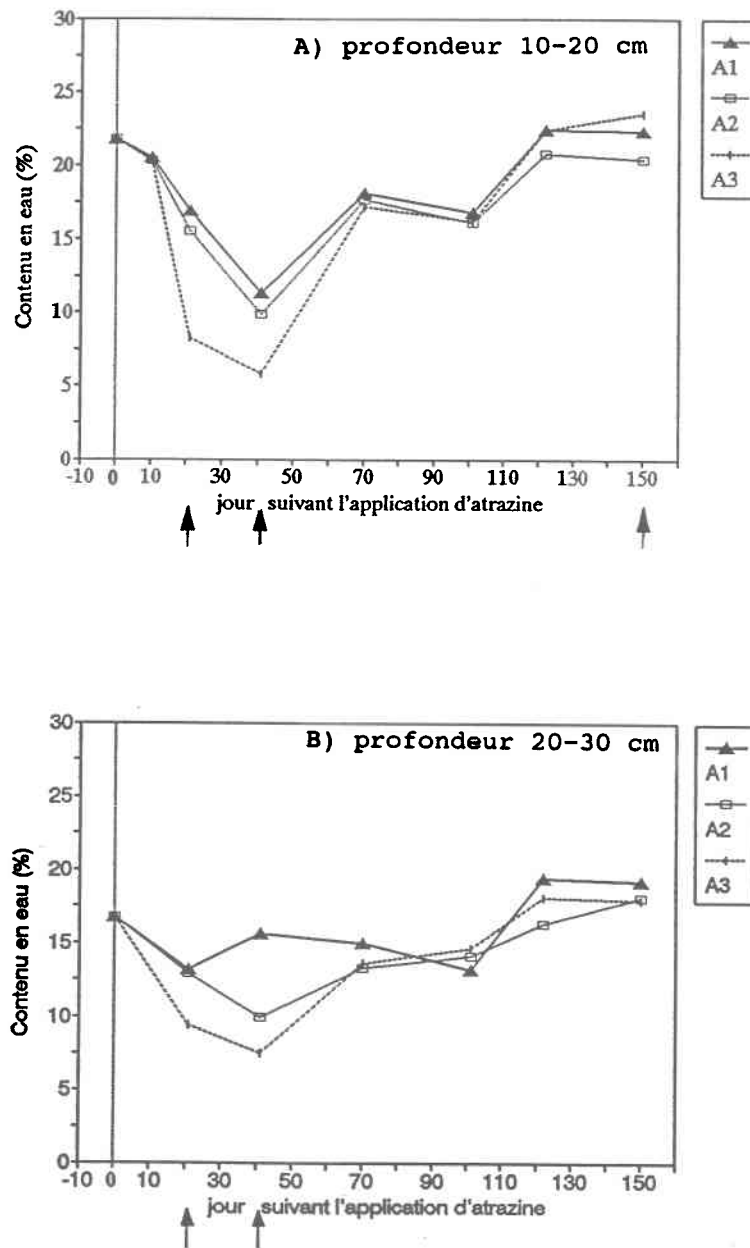


Figure B.3: Variation saisonnière du contenu en eau en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans les profondeurs 10-20 cm et 20-30 cm.
 A₁: 2 kg m.a.ha⁻¹; A₂: 1 kg m.a.ha⁻¹; A₃: 0 kg m.a.ha⁻¹

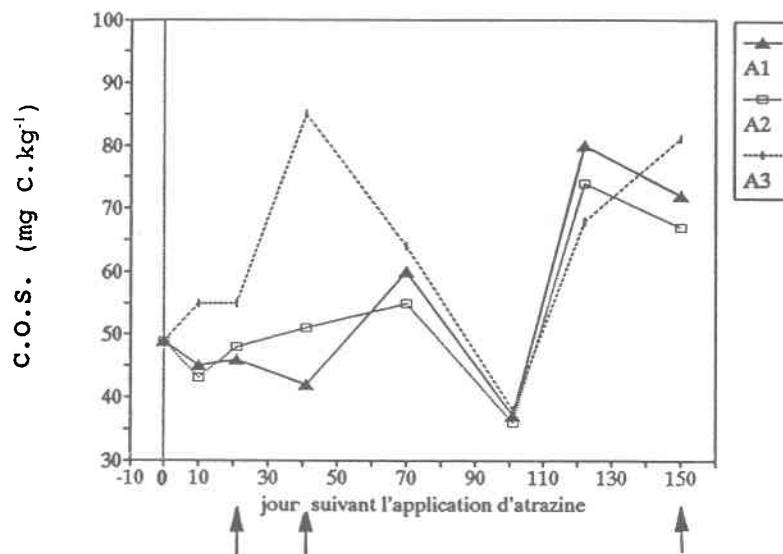


Figure B.4: Variation saisonnière du carbone organique soluble (C.O.S.) en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans la profondeur 10-20 cm. A₁: 2 kg m.a.ha⁻¹; A₂: 1 kg m.a.ha⁻¹; A₃: 0 kg m.a.ha⁻¹

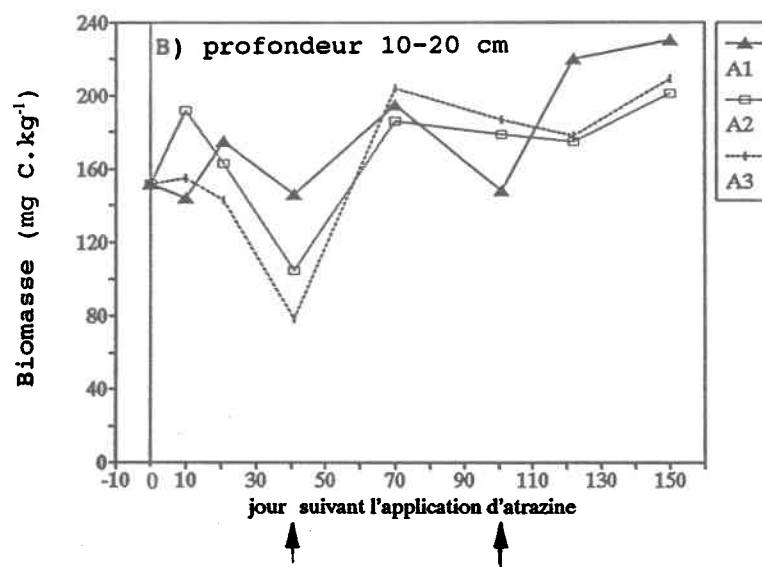
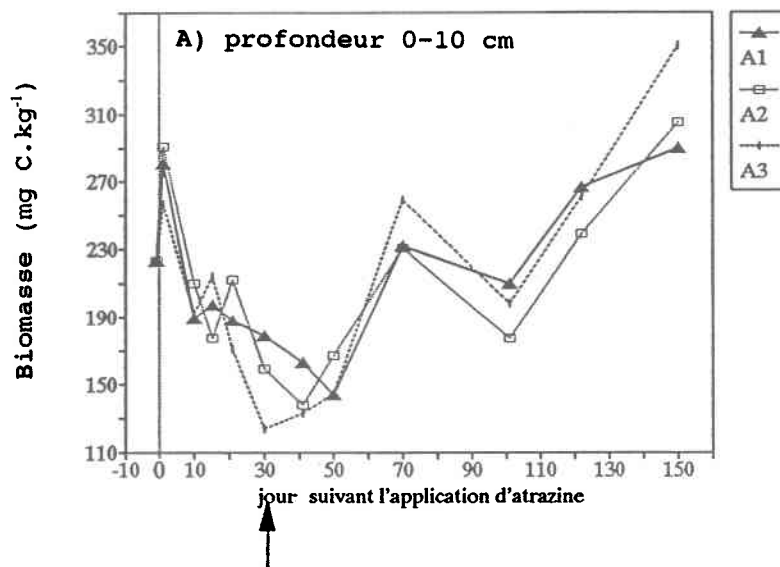


Figure B.5: Variation saisonnière de la biomasse microbienne en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans les profondeurs 0-10 cm, 10-20 cm et 20-30 cm.
 A₁: 2 kg m.a. ha⁻¹; A₂: 1 kg m.a. ha⁻¹; A₃: 0 kg m.a. ha⁻¹

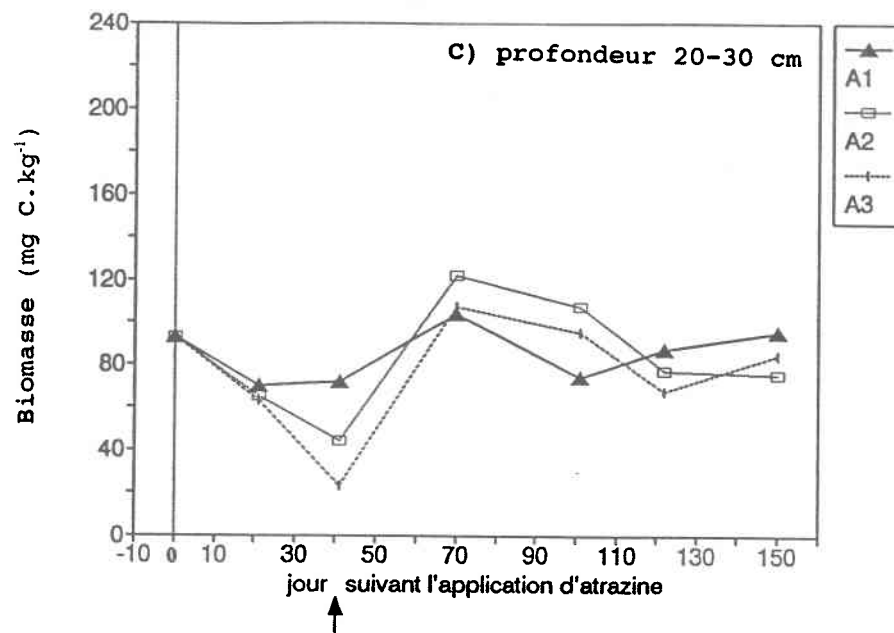


Figure B.5:
(suite)

Variation saisonnière de la biomasse microbienne en fonction de la dose d'application d'atrazine, dans les profondeurs 0-10 cm, 10-20 cm et 20-30 cm.
 A_1 : 2 kg m.a.ha⁻¹; A_2 : 1 kg m.a.ha⁻¹; A_3 : 0 kg m.a.ha⁻¹.

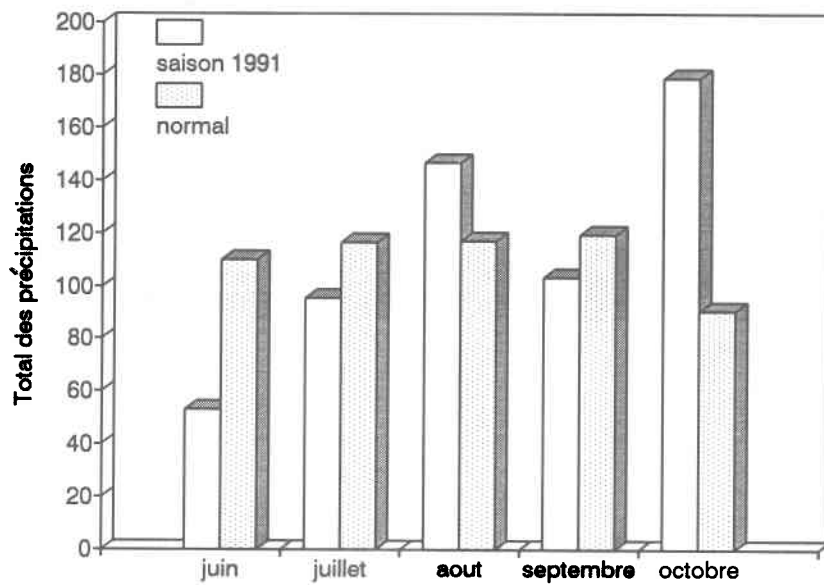


Figure B.6: Total mensuel des précipitations et total mensuel normal des précipitations (Environnement Canada, 1992).