UNIVERSITÉ DU QUÉBEC

Mémoire

présenté

à

l'Institut national de la recherche scientifique

INRS-Eau

comme exigence partielle

de la

Maîtrise es sciences (eau)

par

Madeleine Papineau

Évaluation de l'effet de l'épandage du lisier de porc sur la qualité des eaux de drainage à l'aide de bio-essais avec l'algue *Selenastrum capricornutum*

Juin 1984

REMERCIEMENTS

Mes remerciements vont à:

- Madame Michelle Geoofroy-Bordeleau, messieurs Bernard Veilleux, Renée Bougie, Pierre Brassard et particulièrement à mesdames Gertrude Guay-Carreau et Nathalie Méthod pour leur aide et leur collaboration lors des travaux pratiques au laboratoire.

- Je tiens aussi à souligner l'excellent travail de madame Lise Raymond lors de la dactylographie du texte et du dessinateur monsieur André Parent. De plus, les conseil et critriques de messieurs Daniel Cluis, Simon Visser et Magella Cantin sur la version préliminaire du texte ont été très appréciés.

- En dernier lieu, je veux adresser un merci spécial à mes confrères d'étude, mes amis et à mon directeur, monsieur Pierre Couture pour leur aide et leur encouragement soutenu.

RÉSUMÉ

La disposition du purin de porc est devenue problématique au Québec depuis l'intensification de la production porcine. De ce fait, l'évaluation des répercussions environnementales sur le milieu aquatique de l'épandage, un moyen traditionel de disposition du fumier, devait être envisagée. En effet, une revue de l'état des connaissances dans ce domaine montre clairement que selon les conditions d'application, le type de culture et le type de sol, l'épandage du purin de porc sur un champ agricole peut modifier la composition du sol, des eaux de drainage et même des cours d'eau avoisinants. Malheureusement, il existe peu de connaissances sur les effets inhibiteurs ou stimulateurs des composés transportés sur les organismes aquatiques. Dans cette étude, les modifications de la qualité des eaux de percolation suite à l'épandage sur des colonnes de trois types de sol québécois, un loam sablo-argileux, une argile limoneuse et un sable loameux, sont pris en considération en étant évaluées à l'aide des bio-essais avec Selenastrum capricornutum.

Bien que le purin brut ait un effet toxique sur la croissance de Selenastrum, l'épandage du purin produit des effets différents selon le type de sol. Les percolats provenant des trois sols n'ayant pas reçu de purin (témoin) ont un effet d'inhibition qui semble relié à la présence de matière organique. L'ajout de purin au loam sablo-argileux augmente l'effet d'inhibition. Dans le cas de l'argile limoneuse, l'épandage stabilise le sol et dans le percolat, une croissance plus élevée que le témoin est notée;

toutefois, une légère inhibition due à la présence de matière organique est observée. L'épandage produit peu d'effet sur le sable loameux. L'application du purin augmente les concentrations de nitrate dans les eaux de percolation de deux des trois sols. Toutefois, les taux de phosphore inorganique demeurent faibles. Le phosphore se trouve probablement sous forme organique.

ABSTRACT

The disposal of swine manure has become quite a problem in Quebec since swine production has been intensified. It has become important to evaluate the environmental impact on the aquatic system of land spreading, the main method of manure disposal. In fact, a review of the state of knowledge in this field clearly shows that, depending on the application conditions, the type of crop and the type of soil, land spreading of swine manure on an agricultural field can change soil composition, the quality of groundwater and even the surrounding streams. Unfortunately, little is known about the inhibition or stimulation effects of the transported components on aquatic organisms. In this study, changes in seepage water quality after manure application on columns containing three types of quebec soils, a silty clay, a sandy clay loam and a loamy sand were evaluated by using bioassays with Selenastrum capricornutum.

Even though manure itself has an inhibitory effect on the growth of Selenastrum, its application onto columns of soil produces different effects for each soil. Water collected from columns not having received any manure showed an inhibitory effect which seems related to the presence of organic matter. The addition of manure to the sandy clay loam increased this inhibitory effect. In the case of the silty clay the manure stabilized the soil, and growth was increased in the seepage waters but did not reach control levels indicating that the inhibitory effect of organic matter may still have been present. The application of manure to the loamy sand had

little effect on soil water. When manure was added to the columns, nitrate concentrations increased in the water collected from two of the three soils. However, levels of inorganic phosphorus remained low. Phosphorus seems to be present in the organic form.

TABLE DES MATIÈRES

page

REMERCIEMENTS i

RÉSUMÉ ii

ABSTRACT iv

TABLE DES MATIÈRES vi

LISTE DES TABLEAUX ix

LISTE DES FIGURES xi

INTRODUCTION xiii

Chapitre 1

1. L'état des connaissances sur la pollution agricole par les fumiers 1

1.1 L'avènement des élevages intensifs 2

1.2 L'effet potentiel du fumier sur le milieu aquatique 5

1.2.1 Les pratiques contribuant à la dégradation 5

1.2.2 Les émissions 10

1.2.3 Les vecteurs 15

1.3 Les eaux de drainage et la fertilisation 19

Chapitre 2

2. Les bio-essais avec algues 25

2.1 Le choix de l'organisme 26

2.2 Les effets auxiniques ou toxiques lors de bio-essais avec S. capricornutum 28

2.2.1 Les effets auxiniques 29

2.2.2 Les effets toxiques 33

2.2.3 La matière organique 34

Chapitre 3

3. Méthodologie 36

3.1 Les bio-essais 37

3.2 Les expériences avec le purin brut 41

3.3 Les expériences avec les eaux de percolation 41

3.4 La détermination de l'ATP 49

3.5 La détermination de la chlorophylle 50

3.6 L'analyse des éléments nutritifs 50

3.7 L'oxydation de la matière organique 51

Chapitre 4

4. Résultats des bio-essais avec l'algue S. capricornutum 53

4.1 Les expériences de toxicité avec le purin 54

4.2 Les effets auxiniques et toxiques des eaux de percolation .. 56

4.2.1 Le sol Janvier (J) 60

4.2.2 Le sol Kamouraska (K) 68

4.3.3 Le sol Saint-Jude (X) 77

SOMMAIRE ET CONCLUSION 84

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES 89

ANNEXE 1 103

LISTE DES TABLEAUX

page

Tableau 1: Nombre de porcs au Québec par régions agricoles et production estimée de fumier (Bureau de la Statistique du Québec, 1980) 3

Tableau 2: Doses maximales recommandées pour l'épandage de fumier sur différentes cultures (Martel et Zizka, 1978) 9

Tableau 3: Caractéristiques physiques et chimiques du purin de porc (Overcash et al., 1975; Cluis et Jaouich, 1981) 11

Tableau 4: Teneurs des différentes formes d'azote dans le fumier 13

Tableau 5: Stock global et disponibilité annuelle en azote dans les terres agricoles au Québec (Martel et Zizka, 1978) 20

Tableau 6: Teneurs en éléments nutritifs dans les eaux d'un ruisseau drainant un pâturage fertilisé: station Lennoxville (Dionne, 1978) 23

Tableau 7: Identification des types d'effets et des fonctions affectées chez les algues par des substances altéragènes 30

Tableau 8: Variables mesurées lors de bio-essais avec algues ... 32

Tableau 9: Composition du milieu de culture AAP (Miller et al., 1978) 38

Tableau 10: Procédure de nettoyage de la verrerie (Couture, 1981) 40

Tableau 11: Mode de dilution pour les tests de toxicité avec le purin brut 42

Tableau 12: Caractéristiques des trois types de sol étudiés 44

Tableau 13: Détermination du poids sec d'une cellule de S. capricornutum après 9 jours de croissance..... 48

Tableau 14: Effet du purin sur la croissance de S. capricornutum 55

Tableau 15: Détermination des potentiels de fertilité (PF), du contenu cellulaire en adénosine triphosphate (ATP) et en chlorophylle "a" totale (chloro) pour les cultures dans les fioles de contrôle après une croissance de 9 jours 58

Tableau 16: Coefficients de corrélation entre le potentiel de fertilité (PF), l'adénosine triphosphate (ATP) et la chlorophylle (chloro) 59

Tableau 17: Charges en azote ($N\text{-}NO_3$ et $N\text{-}NH_3$) et en carbone organique total (COT) recueillies dans les eaux de percolation pour les sols J, K et X 78

Tableau 18: Contenu cellulaire en adénosine triphosphate (ATP) de culture de S. capricornutum à différentes phases de croissance 83

Tableau 19: État récapitulatif des résultats acquis lors des expériences avec les colonnes de sol 86

LISTE DES FIGURES

page

Figure 1: Variables à considérer pour l'étude des effets sur le milieu aquatique (Adapté d'Agriculture Research Council, 1976) 6

Figure 2: Plage de variation des teneurs en azote total (N), en nitrate (NO_3) et en phosphore (P) pour les eaux de précipitation, de ruissellement, de drainage (USDA et EPA, 1975) et des rivières du Québec (Bobée et al., 1977) 18

Figure 3: Courbe de croissance dans les fioles coniques de 25 et 125 mL 39

Figure 4: Colonne de sol: dispositif expérimental 43

Figure 5: Protocole suivi pour la détermination du poids sec d'une culture d'algues après 9 jours de croissance dans le milieu synthétique 47

Figure 6: Oxydation de la matière organique par ultraviolet (eau de percolation du sol Janvier) 52

Figure 7: Courbe de croissance de S. capricornutum dans les eaux de percolation du sol Janvier recueillies aux semaines 1, 11, 13, 15 et 17 après l'épandage 61

Figure 8: Variations des teneurs en phosphore total (P_T), en nitrate (NO_3) et en calcium (Ca) dans les eaux de percolation du sol Janvier 64

Figure 9: Potentiel de fertilité (PF) des eaux de percolation du sol Janvier avant et après irradiation des échantillons à l'ultraviolet 66

Figure 10: Potentiel de fertilité des eaux de percolation du sol Kamouraska 69

Figure 11: Variation des teneurs en carbone organique total (COT), en phosphore total (P_T), en nitrate (NO_3) et en calcium (Ca) dans les eaux de percolation du sol Kamouraska .. 72

Figure 12: Potentiel de fertilité des eaux de percolation du sol Kamouraska avant et après irradiation des échantillons à l'ultraviolet 75

Figure 13: Potentiel de fertilité des eaux de percolation du sol Saint-Jude 80

Figure 14: Variations des teneurs de calcium dans les eaux de percolation du sol Saint-Jude 81

Figure 15: Relation entre le contenu cellulaire en adénosine triphosphate (ATP) et la phase de croissance des cultures dans les eaux de percolation du sol Saint-Jude 82

INTRODUCTION

Les modifications dans la qualité de l'environnement engendrées par l'usage abusif des ressources contraignent l'homme à prendre conscience de la sensibilité des écosystèmes. Pour le milieu aquatique, en particulier, plusieurs études traitant de l'eutrophisation ou encore de l'acidification des eaux par le transport à longue distance de polluants atmosphériques mettent bien en évidence cette sensibilité vis-à-vis les activités anthropiques (Foehrenbach, 1971; Braekke, 1976; Lee et al., 1978; Harvey et al., 1981).

Parmi ces activités, celles liées à l'agriculture semblent être, à priori, moins susceptibles d'engendrer la dégradation du milieu aquatique que l'urbanisation et l'industrialisation. Toutefois, l'avènement des élevages intensifs, surtout dans le domaine du porc, amène un problème de disposition de quantités importantes de purin, ce qui accentue les risques pour l'environnement. D'ailleurs, certaines formes de contamination des eaux de surface et parfois des eaux souterraines ont déjà été signalées dans des régions où sont concentrés ces élevages (Simard, 1977).

Dans ce contexte, les premières études, surtout celles portant sur les eaux de percolation, étaient axées principalement sur des paramètres physico-chimiques. Ainsi, à notre connaissance, aucune étude ne traite de la biodisponibilité des substances auxiniques ou toxiques présentes dans les eaux de percolation. Ce travail vise précisément à combler cette lacune par

l'utilisation du test de fertilité avec l'algue Selenastrum capricornutum.

Notre approche est basée sur les considérations suivantes. D'abord, les bio-essais avec algues sont reconnus comme étant des outils scientifiques pour décrire la qualité d'une eau en précisant les effets stimulateurs ou inhibiteurs sur la croissance d'une espèce particulière (Eloranta et Laitinen, 1982). D'ailleurs, ces bio-analyses ont l'avantage de tenir compte de la biodisponibilité des substances, ce qui ne peut être envisagé par l'analyse de paramètres physico-chimiques uniquement (Forsberg et al., 1978). De plus, les tests avec S. capricornutum seraient les seuls bio-essais avec algues dont la méthode a été suffisamment évaluée et raffinée pour être considérée comme fiable et reproductible (Chiaudani et Vighi, 1978).

Ainsi, parallèlement à des études en cours à l'Université Laval, le présent travail consiste à suivre, à l'aide de bio-essais avec algues, les modifications de la qualité des eaux de percolation provenant de colonnes de sol soumises à diverses doses de purin de porc. De cette façon, on compte distinguer les effets auxiniques et les effets toxiques dans la succession des eaux de percolation provenant des colonnes de sol, tout en précisant le rôle de la matière organique dissoute.

Chapitre 1

État des connaissances sur la pollution agricole par les fumiers

1.1 L'avènement des élevages intensifs

L'agriculture québécoise se modifie depuis une dizaine d'années à une vitesse impressionnante. Les nombreux développements technologiques et l'exode rural ont engendré une industrialisation et une intensification de la production dans de nombreux établissements agricoles. Les phénomènes de spécialisation des élevages et des cultures, de régionalisation et de concentration à proximité des grands marchés ont également eu lieu.

Dans le domaine de la production porcine, les élevages intensifs dits hors-sol, en raison de la faible superficie des terres requises pour les installations, ont contribué à l'accroissement du cheptel porcin à près de 3 millions de têtes en 1980 (tableau 1). Un marché international particulièrement intéressant et une aide financière importante provenant du ministère de l'Agriculture, par le biais de l'Office du Crédit agricole, ont incité les producteurs à établir et à opérer selon des principes d'économie d'échelle des exploitations spécialisées de 1 000, 2 000, 5 000 et 10 000 porcs (Massé, 1981). Pour cette raison, les producteurs traditionnels et diversifiés furent à toutes fins pratiques exclus du marché qui fut occupé presqu'exclusivement par un petit nombre de producteurs hautement spécialisés.

Une des conséquences les plus importantes de cette intensification et de cette spécialisation est la rupture de la complémentarité entre les productions animales et végétales. L'éleveur préfère souvent acheter la nourriture des animaux au lieu de la produire et de ce fait ne dispose guère

Tableau 1: Nombre de porcs au Québec par régions agricoles et production estimée de fumier (Bureau de la Statistique du Québec, 1980).

Régions agricoles	Porcs de reproduction		Porcs destinés au marché	
	Nombre de têtes	Fumier frais ($m^3.an^{-1}$)	Nombre de têtes	Fumier frais ($m^3.an^{-1}$)
Bas St-Laurent/ Gaspésie	9 400	54 374	42 000	108 567
Québec	43 500	251 626	378 000	977 110
Beauce	63 000	364 424	626 000	1 618 176
Nicolet	35 000	202 458	219 400	567 135
Cantons de l'Est	35 800	207 082	250 300	647 013
Richelieu	63 500	367 316	648 100	1 675 304
Sud-ouest de Montréal	9 400	54 373	44 700	115 543
Outaouais	4 800	27 764	29 000	74 959
Nord-ouest du Québec	200	1 156	2 000	5 169
Nord de Montréal	52 300	302 530	370 000	956 429
Mauricie	14 300	82 530	184 000	475 630
Saguenay/Lac Saint-Jean	3 300	19 087	20 500	52 986
TOTAL	334 500	1 934 720	2 814 000	7 274 021

des terres requises pour l'épandage des fumiers. Le ministère de l'Environnement du Québec (MENQ) recommande 0,3 hectare par unité animale, soit 6 porcs. Dans de telle condition, bien que le purin de porc ne représente que 15 % de la production du fumier animal au Québec (Boudreau, 1979), il est considéré comme un fléau dans les localités où sont concentrées les grandes exploitations porcines. Par exemple, le problème de la disposition des fumiers est aigu sur les bassins versants des rivières Chaudière, Yamaska, Assomption et Achigan où les terres ne suffisent plus à l'épandage.

Pour les sols du Québec dont le niveau de fertilité peut être classé comme bas, l'épandage, ce moyen traditionnel de disposition, permet de bien exploiter la valeur fertilisante des fumiers qui se chiffrait en 1979 en terme d'azote, de phosphore et de potassium à $7.75 par tonne de fumier frais ou à environ $30 millions pour l'ensemble du Québec (Boudreau, 1979). Cependant, divers facteurs rendent la disposition de grandes quantités de purin assez difficile: (i) une période propice à l'épandage relativement courte (une dizaine de jours à l'automne et au printemps), (ii) une compaction néfaste des sols provoquée par la machinerie lourde durant l'épandage et (iii) la compétition des engrais chimiques.

Cette ressource devient donc un déchet agricole en l'absence de technologie éprouvée, simple et rentable, permettant sa transformation en combustible, en aliments pour les animaux ou en compost (Conseil consultatif de l'Environnement, 1981). Conséquemment, étant donné la densité spatiale des rejets susceptibles de perturber le milieu, ce type d'élevage doit maintenant être considéré comme une source de contamination environnementale.

Ainsi, l'éleveur se doit d'inclure dans ses coûts de production, un montant destiné aux installations de stockage et d'épandage des rejets.

1.2 L'effet potentiel du fumier sur le milieu aquatique

Bien que les effets globaux sur le milieu aquatique aient été identifiés (figure 1) leur ampleur sur ce système, plus souvent qu'autrement le récepteur ultime des déchets, est encore mal connu. Par ailleurs, les principales activités agricoles menant à une dégradation de cet environnement, les composantes du purin pouvant affecter ce milieu ainsi que leurs façons d'atteindre le cours d'eau sont mieux connues et méritent d'être détaillées.

1.2.1 Les pratiques contribuant à la dégradation

Des mauvaises pratiques lors de l'entreposage, la localisation et la construction des bâtiments de ferme, le rejet direct du lisier à la rivière ainsi que l'épandage contribuent à la dégradation du milieu. Bref, les méthodes de gestion plus souvent que le volume du fumier sont responsables de la pollution du milieu aquatique.

Pour l'entreposage, les premiers développements technologiques se limitaient à copier des systèmes déjà existants (entrepôts sous la porcherie, réservoirs et fosses construits en terre, en bois, en métal ou en béton armé) avec peu ou pas d'adaptation aux particularités climatiques du Québec et un contrôle inefficace de la conception et de la construction (Bernier,

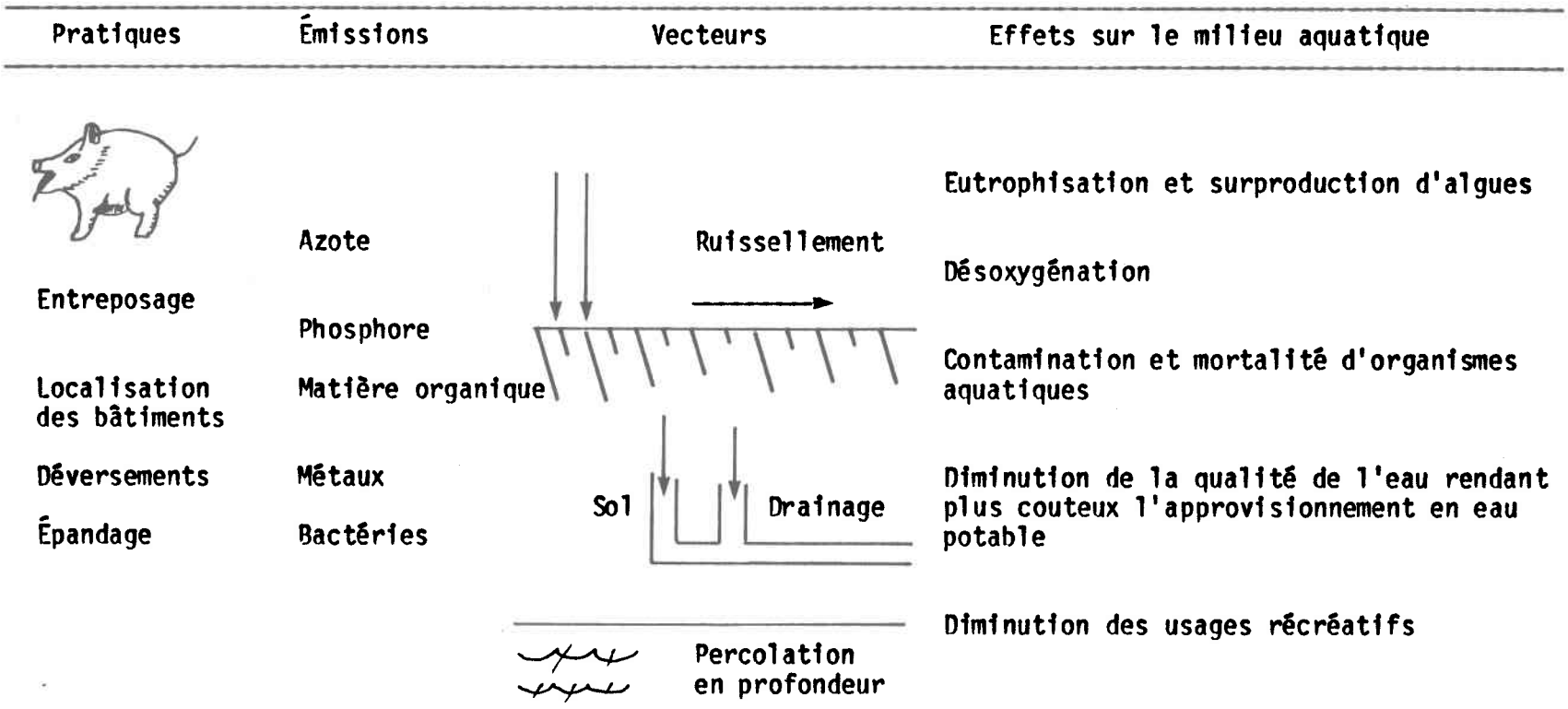

FIGURE 1: Variables à considérer pour l'étude des effets sur le milieu aquatique (Adapté d'Agriculture Research Council, 1976).

1981). De tels systèmes ont suscité des problèmes. Par exemple, depuis 1976, à Saint-Roch de l'Achigan, les eaux souterraines de ce secteur sont fortement contaminées par les activités polluantes des porcheries alors que l'entreposage du fumier se fait dans des réservoirs non étanches ou directement dans le sol. Les concentrations en ammoniaque, en phosphore total inorganique et en coliformes totaux et fécaux sont très élevées (Massé, 1981). Suite à ces problèmes, le MENQ exige, depuis 1980, la construction d'une fosse étanche capable de stocker les rejets pendant une période de 200 jours. Même avec ces mesures, le débordement des lieux d'entreposage pose un problème lorsque la capacité de la fosse devient insuffisante suite à un sous-dimensionnement, de fortes pluies ou une vidange incomplète durant la courte période d'épandage (Ciravolo et al., 1979).

La construction des bâtiments à proximité d'un cours d'eau ou à flanc de côteau favorise le ruissellement des déchets liquides des porcheries vers le milieu aquatique et facilite les déversements "de nuit sans lune". Il s'en suit alors souvent des difficultés d'approvisionnement en eau potable causées par une rupture de fonctionnement des usines de filtration pour plusieurs municipalités. Leurs conseils municipaux sont d'ailleurs conscients des dangers importants du rejet direct du purin de porc sur le milieu aquatique.

Beaucoup moins rapide qu'un déversement, l'épandage peut également mener à une dégradation subtile de cet écosystème. Le problème découle du fait que dans les zones où sont concentrées les élevages, l'épandage du

purin sur les champs sert plus à la disposition pure et simple qu'à améliorer le rendement des cultures. La charge appliquée au sol ne respectent pas nécessairement les normes (tableau 2) établies par le MENQ et par le Conseil des productions végétales du Québec (CPVQ). Le CPVQ se base sur les teneurs en azote et tient compte de la composition du purin, des pertes d'ammoniac par volatilisation lors de l'entreposage (près de 50%), de la quantité de minéralisation durant la saison végétative (50% N, 20% P, 50% K) et des besoins des plantes (Martel et Zizka, 1978).

Le printemps est la période recommandée pour l'application du fumier. Toutefois, des problèmes peuvent survenir si les pratiques agricoles sont mauvaises. En effet, cette saison correspond à la période de recharge des nappes souterraines et des rivières et au moment où le ruissellement de surface et l'érosion augmentent. Dans ce contexte, diverses pratiques favorisent le transfert de la valeur fertilisante des fumiers à la végétation aquatique. Ainsi, le purin est habituellement appliqué à la surface du sol alors que l'injection dans le sol ou le labourage et le hersage aideraient à conserver la valeur fertilisante dans le champ. Il faudrait bannir l'épandage sur un sol gelé, sur la neige, sur des terrains en pente, sur les zones de réalimentation des aquifères et à proximité des plans d'eau.

Avec le transfert des rejets agricoles au milieu aquatique, il en résulte évidemment une contamination en divers éléments chimiques et microbiologiques qui entraînent la désoxygénation et la mortalité d'organismes aquatiques. À la longue, il s'en suit que les points d'eaux ne peuvent plus

Tableau 2: Doses maximales recommandées pour l'épandage de fumier sur différentes cultures (Martel et Zizka, 1978).

Cultures	Besoin d'azote CPVQ ($kg.ha^{-1}$)	Dose de fumier CPVQ[1] ($t.ha^{-1}$)	Dose de fumier MENQ[2] ($t.ha^{-1}$)
Maïs grain	170	57	23
Maïs fourrager	170	57	-
Blé	100	33	-
Orge	80	27	-
Avoine	45	15	23
Graminées	111	37	23

1 Multiplier les doses par 2,0 si le fumier est entreposé sous forme liquide durant l'hiver
CPVQ: Conseil des productions végétales du Québec

2 Entreposé liquide dans fosse à purin durant l'hiver
MENQ: ministère de l'Environnement du Québec

\- Données non disponibles

satisfaire aux fins d'usages récréatifs (les sports de contact), d'usages domestiques et d'usages industrielles.

1.2.2 Les émissions

Les fèces du porc sont constitués d'une fraction semi-liquide et d'une fraction liquide. La première est produite à raison de 3,8 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$ (1,8 tonnes par animal par année) alors que la seconde l'est au taux de 3,8 $L.j^{-1}.100\ kg^{-1}$ (Overcash et al., 1975; Boudreau, 1979). La composition du fumier varie avec l'âge, la taille, la race, la condition physique, l'alimentation, les méthodes d'élevage des porcs et les méthodes d'entreposage de fumier. De plus, une caractérisation uniforme est rendue difficile par les effets de dilution et les altérations provoquées par la litière, les désinfectants, la manutention et les déchets de nourriture. Enfin, les changements technologiques vers une gestion à fumier liquide ont apporté une augmentation du volume et des modifications dans la composition des fumiers rendant encore plus malaisée la comparaison entre les valeurs présentées dans la littérature. Ainsi faut-il considérer les valeurs compilées au tableau 3 uniquement comme des exemples pour caractériser la composition de ce type de rejets.

Le fumier est formé principalement d'eau (92%), de nourriture non digérée ou de fibres cellulosiques (soies) qui ont échappées à l'action des bactéries ainsi que de gaz organiques et inorganiques. Les solides totaux sont constitués de matières sèches après évaporation et sont trois cents fois plus concentrés que dans les égouts domestiques (Miner et Willrich,

Tableau 3: Caractéristiques physiques et chimiques du purin de porc (Overcash et al., 1975; Cluis et Jaouich, 1981).

Paramètre	Valeurs	
Physico-chimie		
Humidité	92%	
pH	7,4	
solides totaux	0,64 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	
solides volatils	0,47 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	
DCO	0,71 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	(86 000 $mg.L^{-1}$)
DBO_5	0,28 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	(34 000 $mg.L^{-1}$)
Éléments majeurs		
N	0,48 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	(7,5% poids sec)
P	0,014 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	(2,2% poids sec)
K	0,021 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	(3,3% poids sec)
COT	0,20 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	-
Ca	0,019 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	(2,9% poids sec)
Mg	0,005 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	(0,7% poids sec)
S	0,005 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	(0,7% poids sec)
Na	0,004 $kg.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	(0,6% poids sec)
Éléments mineurs		
Zn	0,8 $g.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	
B	0,32 $g.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	
Mn	0,17 $g.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	
Cu (-addition)	0,06 $g.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	
Cu (+addition de 125 $mg.L^{-1}$ dans l'alimentation)	0,8 $g.j^{-1}.100\ kg^{-1}$	
As	0,16 à 1,58 $mg.L^{-1}$	
Se	0,06 à 0,17 $mg.L^{-1}$	
Cd	0,04 $mg.L^{-1}$	
Hg	0,0071 $mg.L^{-1}$	

1970). La partie organique représentée par les solides totaux volatils est évaluée à 83% des solides totaux et correspond à 14 000 $mg.L^{-1}$ de carbone organique total (COT). Cette grande concentration de matière organique requiert une quantité importante d'oxygène pour sa décomposition: la demande biochimique en oxygène (DBO_5) est voisine de 34 000 $mg.L^{-1}$. Un porc produit donc en terme de ce paramètre l'équivalent de 2 à 3 humains (Martel et Zizka, 1978). En considérant que le milieu aquatique est septique entre 4 et 6 $mg.L^{-1}$ de DBO, le potentiel de pollution serait énorme si les fumiers utilisés sur les sols n'étaient pas dégradés en CO_2 et en humus par les microorganismes.

Parmi les éléments majeurs, les éléments nutritifs (N, P, K) se retrouvent en quantités non négligeables dans le fumier. En moyenne, 75% de l'azote, 80% du phosphore (P_2O_5) et 87% du potassium (K_2O) contenus dans l'alimentation ne sont pas utilisés par l'animal (Taiganides et Hazen, 1966; Azevedo et Stout, 1974; Brady, 1974), ce qui correspond, par tonne de fumier frais, à 6,4 kg d'azote, 1,4 kg de phosphore et 2,9 kg de potassium.

L'azote est présent sous forme ammoniacale et organique avec très peu de nitrate (tableau 4). La proportion de chaque type d'azote varie avec l'état de dégradation de la matière organique; près de 50% de l'azote peut se transformer, d'une part, en ammoniac et se perdre par volatilisation, ce qui diminue de beaucoup la valeur fertilisante et, d'autre part, se transformer par oxydation biologique en nitrate. Selon Gerritse (1976), la grande proportion du phosphore (75-85%) est inorganique (apatite: $CaHPO_4$, $2H_2O$). Le phosphore organique est présent surtout dans la fraction solide sous la

Tableau 4: Teneurs des différentes formes d'azote dans le fumier

Auteurs	N-Kjeldahl	$N-NH_4$	$N-NO_3$	N-org.
Cluis et Jaouich (1981)	-	3 900 $mg.L^{-1}$	48 $mg.L^{-1}$	2 300 $mg.L^{-1}$
Townshed et al. (1969)	5 700 $mg.L^{-1}$	3 130 $mg.L^{-1}$	-	-
Agricultural	6,9%	3,3%	-	3,5 %
Research Council	10 %	5,4%	-	4,6 %
(1976)	6 %	2,7%	-	3,4 %

- données non disponibles.

forme de composés complexes difficiles à identifier (Harmon et Duncan, 1978). Tout le potassium est sous forme soluble.

Le fumier contient également d'autres éléments majeurs tels le calcium, le sodium, le magnésium et le soufre, ainsi que des oligo-éléments comme le cuivre, le zinc, le bore, le manganèse, le cobalt et le molybdène (McCalla et Viets, 1969). Certains oligo-éléments comme le cuivre et le zinc sont considérés comme potentiellement toxiques pour l'environnement (Harmon et Duncan, 1978). Les médicaments et les additifs alimentaires tels les antibiotiques, le cuivre, l'arsenic, les grès et les sables affectent les propriétés biochimiques et les caractéristiques physiques des fumiers. Bien qu'en général le cheminement de ces produits dans l'environnement soit peu documenté, Harmon et Duncan (1978) soulignent que les additifs alimentaires approuvés[1] ne causent pas de problèmes lors du recyclage des fumiers ou de leur décharge dans les eaux de surface.

Les déjections supportent aussi une quantité énorme de bactéries dont 3,3 x 10^6 coliformes par gramme. Ce taux est de 3 à 4 fois plus grand que chez l'homme. Les bactéries pathogènes peuvent causer les salmonelloses, les leptospiroses, l'anthrax, la brucellose, l'érysipèle et les colibacilloses (Massé, 1981). Parmi les micro-organismes, on trouve également des champignons, des virus et des protozoaires.

---

[1] Food and Drug Administration (États-Unis).

Enfin, signalons que le purin doit son odeur caractéristique à la présence d'ammoniac, d'hydrogène sulfuré, de méthane, d'acides gras volatils, d'alcools aminés et de mercaptans. La pollution de l'air qui en découle n'est pas négligeable, mais demeure difficilement contrôlable (Gauquelin, 1979). Une réglementation spécifiant une distance minimale entre l'élevage et l'agglomération peut en minimiser l'impact.

1.2.3 Les vecteurs

Le milieu aquatique, sauf en cas de rejet direct du fumier au cours d'eau, n'est pas affecté directement; en effet lors du transfert, le sol sert d'intermédiaire avec un pouvoir épurateur qui aide à tamponner les effets néfastes. Par exemple, en France, dans un bassin versant, l'exportation vers la rivière pour l'azote n'était que de 3,3% du total des apports atmosphériques et agricoles et de 2,9% pour le phosphore (Belamie, 1978). Johnson et al. (1976) ont trouvé, aux États-Unis, des pertes inférieures à 1% pour le phosphore dissous après l'application d'engrais chimiques ou naturels. Au Québec, le transfert des éléments à partir de sols fertilisés a été estimé sur les bassins des rivières Saint-François et Yamaska (Cluis et Durocher, 1976): environ 21% de la charge en phosphore et 11% de la charge en azote provenaient de cette source. Par ailleurs, en ce qui concerne les substances chimiques toxiques (métaux, herbicides...), la fonction transfert ne semble pas avoir été traitée.

Les substances provenant des sols fertilisés atteignent le cours d'eau par l'entremise, d'une part, des eaux de percolation qui transportent

les formes dissoutes vers la nappe souterraine et, d'autre part, des eaux de ruissellement qui véhiculent les formes dissoutes et particulaires à la surface du sol.

Le ruissellement agricole occasionne des pertes considérables de sédiments par l'érosion. Un acre en culture perd en moyenne 1 700 kg de sédiments érodés (Kohen, 1970). Cette perte importante de particules en suspension est responsable du transport de phosphore inorganique, de potassium, de certains métaux et de pesticides vers les cours d'eau. Il peut alors y avoir accumulation et concentration des polluants par enrichissement des sédiments et par bioaccumulation dans les différents maillons de la chaîne alimentaire (Bernard, 1981).

L'importance relative du transport d'éléments chimiques par les eaux souterraines plutôt que par les eaux de surface est difficile à préciser. Bien qu'à priori, l'écoulement souterrain semble plus faible que le débit de ruissellement, la charge reçue par le cours d'eau dépend également des concentrations. Les concentrations des composés chimiques contenus dans les eaux de drainage se distinguent de celles des eaux de surface car les réactions physiques et chimiques avec le sol sont différentes. Il faudra vérifier la qualité des eaux de drainage pour déterminer si elles ont un impact sur la rivière.

La caractérisation des eaux de ruissellement et des eaux de percolation se limite à l'analyse des taux de composés azotés et phosphorés

lesquels sont considérés comme étant les plus critiques du point de vue agronomique et comme ayant une grande importance pour l'eutrophisation d'une eau (Martel et Zizka; 1978, Lee et al., 1978). Les limites habituelles des pertes en ces deux éléments dans les eaux agricoles sont présentées à la figure 2.

Les eaux de drainage contiennent des taux assez importants d'azote (10 à 50 $mg.L^{-1}$). Ces niveaux sont plus élevés que ceux des eaux de ruissellement (1 à 10 $mg.L^{-1}$). Willrich (1969) a évalué les pertes d'azote dans l'eau de drainage à moins de 0,05 $mg.L^{-1}$ N-organique, 0,1 $mg.L^{-1}$ $N\text{-}NH_4$, 0,01 $mg.L^{-1}$ $N\text{-}NO_2$ et 19 $mg.L^{-1}$ $N\text{-}NO_3$. Les nitrates sont donc la principale forme d'azote dans les eaux de drainage.

Avec des taux aussi élevés, Tokarz et al. (1979) rapportent que les risques de dépasser la norme pour l'eau potable dans le cas des nitrates véhiculés par les eaux de percolation sont bien réels. Selon Canadien Animal Waste Management Guide Comittee (1972), cette norme, établie à 10 mg $N.L^{-1}$ (40 mg $NO_3.L^{-1}$), tient compte de la toxicité des nitrates pour le cheptel et pour les jeunes enfants (méthémoglobinémie). Les eaux de percolation sont donc importantes dans le transfert de l'azote vers les cours d'eau.

D'autre part, les eaux de percolation entraînent moins de phosphore (0,1 à 1 $mg.L^{-1}$) que les eaux de ruissellement (0,2 à 2 $mg.L^{-1}$). Le phosphore, contrairement à l'azote, est fortement retenu dans le sol sous forme de composés de fer, de calcium ou d'aluminium (Dionne, 1978). Ceci

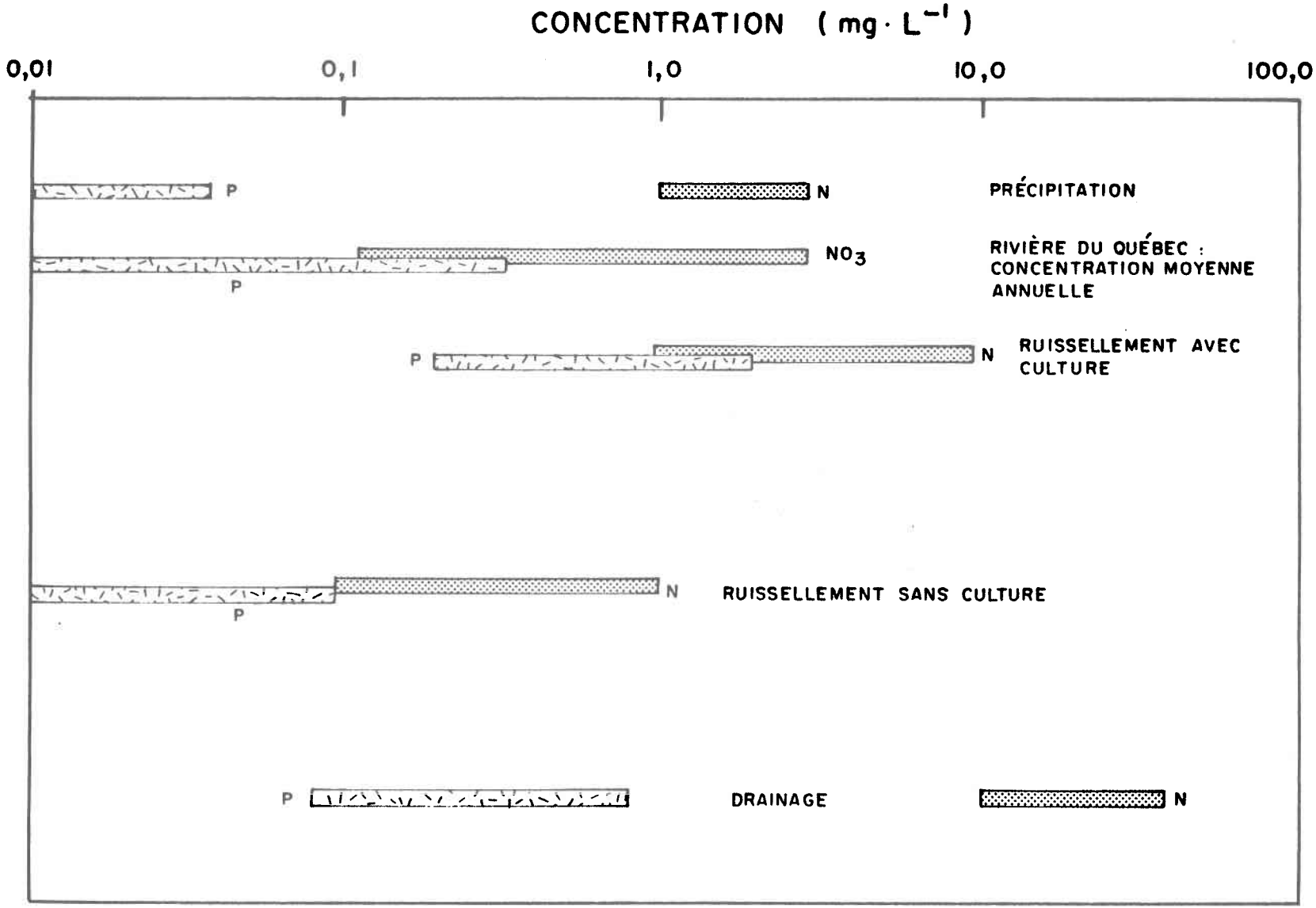

FIGURE 2: Plage de variation des teneurs en azote total (N), en nitrate (NO_3) et en phosphore (P) pour les eaux de précipitation, de ruissellement, de drainage (USDA et EPA, 1975) et des rivières du Québec (Bobée et al., 1977).

diminue les concentrations des composés phosphorés, surtout celle de l'ion orthophosphate, dans les eaux souterraines. Les taux de phosphore dans les eaux de percolation sont néanmoins supérieurs aux concentrations requises pour limiter la croissance de la végétation aquatique, soit à 0,03 mg $P.L^{-1}$ en rivière et 0,02 mg $P.L^{-1}$ dans les lacs (Gouin et Malo, 1977). Ces normes sont basées sur la disponibilité de l'ion orthophosphate pour la végétation aquatique mais des formes plus complexes du phosphore peuvent également être utilisées (Paerl et Downes, 1978; White et Payne, 1980).

La présence de nitrate et de phosphore en concentrations supérieures aux normes de qualité permet d'établir que la charge d'éléments nutritifs véhiculés par les eaux de drainage n'est pas négligeable et que celle-ci pourrait même modifier la qualité des cours d'eau. La pollution des nappes souterraines, surtout dans le cas des nitrates, revêt un caractère d'autant plus redoutable puisque car la surveillance de la qualité des nappes s'effectue à long terme et avec difficulté.

1.3 Les eaux de drainage et la fertilisation

Une des premières difficultés est d'établir avec certitude la provenance de l'azote et du phosphore retrouvés dans les eaux agricoles; en effet, un niveau de base est généralement atteint par la minéralisation de l'humus et la décomposition des plantes (tableau 5). Dans un bassin agricole, Belamie (1978) a déterminé que la participation de l'eau de pluie à la charge d'éléments nutritifs était de 7,6% dans le cas de l'azote et 3,3% pour le phosphore. En général, une augmentation régulière et assez générale

Tableau 5: Stock global et disponibilité annuelle en azote dans les terres agricoles au Québec (Martel et Zizka, 1978).

Sources	Stock global (milliers de tonnes)	%	Disponibilité pour la première année (milliers de tonnes)	%
Humus	12 000	98,8	120,0	56
Fumier	100	0,8	50,3	23
Engrais chimiques	37	0,3	33,3	16
Eaux usées	15	0,1	11,3	5

de la teneur des nitrates dans les eaux souterraines par rapport au niveau de base est associée, en milieu agricole, à l'épandage et au déboisement.

Le mouvement dans le sol et dans les eaux de drainage des composantes provenant du fumier est étudié soit à l'aide de colonnes de sol, soit par l'échantillonnage de drains agricoles, de piézomètres ou de ruisseaux agricoles. Bien que certains auteurs (Thomas et Crutchfield, 1974; Bosshart, 1977; Miller et Mackenzie, 1978; Schepers et al., 1980) n'aient pas trouvé de relation entre l'application de fertilisants et la perte d'éléments nutritifs; plusieurs autres études démontrent que le sol et l'eau sont modifiés par l'emploi de fertilisants chimiques ou animaux. À Lennoxville, au Québec, l'application d'une dose de 300 $kg.ha^{-1}$ annuellement a influencé les teneurs du sol en nitrate, phosphore et potassium jusqu'à des profondeurs de 60 cm (Pesant, 1978). Ailleurs, Boorman (1977), Broadbent et Carlton (1978) et Tokarz et al. (1979) ont trouvé que l'application de déchets animaux augmentait la conductivité (sels solubles), le potassium, l'azote total, le phosphore ou la matière organique du sol. Par ailleurs, les concentrations d'azote dans le sol tendent à croître avec le taux d'application mais pas nécessairement de façon linéaire (Sutton et al., 1978, Broadbent et Carlton, 1978; Culley et al., 1981). Dans le cas des métaux traces, Brown et al. (1983) ont trouvé qu'après l'application, pendant une année, d'effluents domestiques à des colonnes de sol, que les concentrations de Cd, Cu, Ni, Pb et Zn augmentaient à la surface du sol mais n'atteignaient pas les eaux de percolation.

À cause du pouvoir épurateur des sols, des augmentations importantes des teneurs de divers éléments qui sont notées à la surface du sol, n'atteignent pas nécessairement les eaux de percolation. Ainsi, Milde et Mollweide (1975) ont établi, dans des colonnes de sable fin avec 20% de gravier, que les diminutions de carbone organique dissous (COD), des bactéries et des chlorures étaient plus prononcées en augmentant l'épaisseur des sédiments. L'ammoniaque, par contre, restait élevé et les nitrates variables. La filtration n'est donc pas uniforme pour tous les paramètres. Pesant (1978), en utilisant des colonnes de sol recouvert d'engrais chimiques, a évalué que 1% de l'azote, 0,1% du phosphore et 1,7% du potassium qui étaient appliqués se retrouvaient dans l'eau à 0,8 m de profondeur. Marriott et al. (1977) ont également noté des diminutions des teneurs en nitrates avec la profondeur.

Plusieurs études sur la qualité de l'eau de drainage permettent de bien établir que les fertilisants peuvent modifier sa composition. Bolton et al. (1970) ont trouvé que les pertes d'azote, de phosphore, de potassium, de calcium et de magnésium augmentaient à cause de l'application de fertilisants. Baker et al. (1975) notaient des augmentations de nitrate, de phosphore total, d'orthophosphate et de sulfate dans l'eau drainant des champs fertilisés. Hill et McCague (1974) et Dionne (1978) ont noté des augmentations importantes de divers paramètres dans un cours d'eau lorsqu'il traversait au niveau des champs fertilisés (tableau 6). Hill et McCague (1974) associent les taux élevés de nitrate dans les cours d'eau aux fortes concentrations de nitrate dans les drains agricoles (plus de 60 mg/L durant les trois semaines suivant la fertilisation), plutôt qu'au ruissellement. En

Tableau 6: Teneurs en éléments nutritifs dans les eaux d'un ruisseau drainant un pâturage fertilisé: station Lennoxville (Dionne, 1978).

Sites d'échantillonnage	Teneurs en éléments nutritifs ($mg.L^{-1}$)			
	$N\text{-}NO_3$	$N\text{-}NH_4$	P	K
En amont du pâturage (drainant un boisé)	0,42	0,30	0,042	1,82
Drain recueillant les eaux du pâturage fertilisé	2,58	1,94	0,284	37,02
Dans un champ à 1 100 m en aval du pâturage	0,71	0,50	0,07	4,46
Dans la rivière St-François à 1 500 m en aval du pâturage	1,03	0,32	0,05	4,11

dernier lieu, mentionnons l'étude de Boorman (1977) qui porte spécifiquement sur l'épandage de purin de porc; en plus des augmentations des éléments nutritifs (nitrate, azote Kjeldahl, azote ammoniacal, phosphore total), des hausses en COD et en chlorure ont été observées dans les eaux de drainage.

Ainsi, les analyses physico-chimiques indiquent que selon les conditions d'application, le type de culture et le type de sol, l'épandage du purin de porc sur un champ agricole peut modifier la composition du sol, des eaux de drainage et même des cours d'eau avoisinants. Toutefois, aucune étude ne semble avoir porté sur les effets stimulateurs ou inhibiteurs des substances transitées sur des organismes aquatiques si ce n'est que par comparaison à des normes générales de qualité de l'eau. De plus, cette approche ne met pas en évidence les interactions antagonistes et synergétiques des ligands organiques et inorganiques et ne tient que peu compte de la spéciation des composés métalliques. Par contre, l'utilisation d'indicateurs biologiques, comme nous l'effectuons dans cette étude, permet d'obtenir une estimation plus précise des niveaux de fertilité et de toxicité des eaux souterraines susceptibles d'atteindre le cours d'eau récepteur.

Chapitre 2

Les bio-essais avec algues

2.1 Le choix de l'organisme

Les bio-essais ont longtemps été associés à l'évaluation du risque d'utilisation d'un produit chimique (Cabridenc et Chouroulinkov, 1977). De plus en plus, ils sont un outil complémentaire à la compréhension et surtout à l'identification des mécanismes susceptibles de contrôler la production du milieu. L'idéal serait de disposer d'un test unique permettant d'intégrer la totalité des effets d'une substance chimique. Malheureusement, des différences considérables entre le métabolisme, les conditions de vie et la sensibilité des organismes considérés interdisent toute solution universelle. Par exemple, dans le cas des effluents urbains, qui s'apparent aux effluents agricoles par leur contenu élevé en éléments nutritifs, en matières organiques et en substances chimiques toxiques, des essais biologiques sont réalisés avec des bactéries, des algues, des crustacés et des poissons pour en évaluer le potentiel d'enrichissement en substances nutritives ou la toxicité (Bringmann et Kühn, 1959; Greene et al., 1975a; Alexander et al., 1977).

L'efficacité d'un bio-essai repose sur le fait que les résultats peuvent avoir une certaine signification vis-à-vis le milieu naturel; en conséquence, l'organisme choisi doit être aussi représentatif que possible du biota. Les algues semblent répondre à ce critère, étant présentes naturellement dans les plans d'eau exposés à la lumière. De plus, elles constituent la base de la chaîne alimentaire de la vie aquatique. Ainsi, un phénomène pouvant influencer quantitativement ou qualitativement ce maillon est susceptible d'affecter tous les autres organismes, y compris les poissons.

Mentionnons que, par la photosynthèse, les algues contribuent à la production d'oxygène qui intervient comme agent oxydant ou comme facteur de contrôle des microorganismes de dégradation. De plus, des nombreuses espèces sont capables de synthétiser des substances organiques stimulatrices ou inhibitrices vis-à-vis d'autres organismes constituants de l'écosystème. Bien que les algues et les bactéries soient responsables de la purification des eaux recevant des eaux domestiques, une surproduction d'algues, en particulier d'algues bleu-vert et filamenteuses, peut modifier négativement la qualité de l'eau (odeur, goût, turbidité) et engendrer de sérieux problèmes dans les usines de traitement. Enfin, l'activité métabolique du phytoplancton affecte certaines variables physiques et chimiques de l'environnement: fluctuations journalières extrêmes d'oxygène dissous et baisse de CO_2 qui diminue l'acidité et la dureté.

Les effets des polluants sur les algues peuvent être auxiniques ou toxiques. En effet, certaines substances eutrophisantes agiront comme facteur de stimulation pour induire des phénomènes de production massive ("blooms"). D'autres composés ou d'autres facteurs altéragènes (ex.: transparence) modifieront suffisamment les milieux physique ou chimique pour retarder ou empêcher la croissance. La compétition avec d'autres organismes peut également diminuer la biomasse d'algues.

L'évaluation de la qualité de l'eau à l'aide des algues est basée sur des indices biologiques et des méthodes physiologiques (Palmer, 1977). Les indices biologiques comme le système des saprobies de Kolkwitz (1951), portent sur l'identification et la détermination de la fréquence des espèces

dans un échantillon d'eau. Les méthodes physiologiques quantifient l'activité des organismes vivants. Elles sont souvent limitées à une espèce distincte ou à un organisme test qui est cultivé en laboratoire et innoculé dans l'échantillon d'eau à analyser (ex.: S. capricornutum: Toerien et al., 1971).

L'algue verte unicellulaire S. capricornutum possède une place de choix chez les indicateurs biologiques à cause de la facilité des manipulations reliées à la conservation et à l'entretien des cultures monospécifiques, des faibles changements morphologiques des cellules durant la croissance, de leur tendance à demeurer en suspension sans s'agglomérer, de la fiabilité et la reproductibilité des résultats (Chiaudani et Vighi, 1978). Cette algue a été sélectionnée par le "Joint Industry Government Task Force" aux États-Unis comme organisme standard pour les bio-essais; les conditions expérimentales (température, éclairage, agitation, milieu de croissance) ont été standardisées pour assurer la qualité et la comparaison des résultats entre le laboratoire (Miller et al., 1978).

2.2 Les effets auxiniques ou toxiques lors de bio-essais avec S. capricornutum

Ce bio-essai a été utilisé pour l'étude de l'effet de divers composés sur la croissance ainsi que d'autres fonctions métaboliques de l'algue S. capricornutum. Dans la revue bibliographique effectuée par Leischman et al. (1979), on note certains travaux traitant des nutriments, des toxiques, des déchets complexes ou encore de composés inorganiques ou organiques

particuliers. Les principales variables physiologiques étudiées de même que les principaux groupes de composés altéragènes, sont résumés au tableau 7.

2.2.1 Les effets auxiniques

Le test de fertilité qui consiste à déterminer la biomasse d'algues produite après un intervalle de temps déterminé est employé pour évaluer les répercussions environnementales des substances nutritives inorganiques et organiques. En plus de déterminer le niveau trophique d'un lac ou d'un cours d'eau, ce test identifie les nutriments (azote, phosphore ou métaux traces) qui contrôlent la production du milieu aquatique. De ce fait, la sensibilité d'une eau à l'enrichissement en substances nutritives provenant d'un produit déterminé, tel un détergent, ou d'une activité humaine, comme l'urbanisation, l'agriculture, la mise en eau d'un réservoir ou la construction d'un barrage, peut être évaluée (Mitchell et Buzzell, 1971; Toerien et Steyn, 1973; Couture, 1981). De plus en plus, des études comparatives entre le test de fertilité et des variables biotiques liées à des populations indigènes de phytoplancton essaient d'établir la signification environnementale des bio-analyses en laboratoire (Greene et al. 1975b, 1978; Campbell et al. 1982).

Ce test de fertilité est basé sur la relation entre la quantité d'éléments nutritifs dans le milieu et la concentration d'algues produites. Leur croissance est gouvernée par divers facteurs environnementaux. Si la température, la lumière, le pH et l'agitation sont maintenus constants, la concentration maximale d'algues produites dans le milieu de culture après un

Tableau 7: Identification des types d'effets et des fonctions affectées chez les algues par des substances altéragènes.

TYPE D'EFFETS		
Effet de stimulation	Effet de stimulation ou d'inhibition	Effet d'inhibition
. Substances nutritives azote phosphore carbone . métaux traces essentiels (à faible dose) . vitamines	. matière organique dissoute	. azote ammonical (à dose élevée) . métaux traces (à doses élevées) . pesticides

FONCTIONS AFFECTÉES CHEZ LES ALGUES
- croissance - division cellulaire - photosynthèse: O_2, CO_2, Chlorophylle - assimilation: NH_4, NO_3, P, ^{14}C

temps déterminé en phase stationnaire est reliée à la concentration de l'élément chimique limitant la production des algues dans l'échantillon analysé (Miller et al., 1978). Cette croissance maximum est peu souvent atteinte dans le milieu naturel car les facteurs limitatifs telles la quantité de lumière, la température, la prédation et la sédimentation tendent à diminuer le nombre d'algues.

La validité d'un bio-essai dépend de la précision avec laquelle le paramètre mesuré reflète la croissance des algues. Les variables pour déterminer la biomasse sont nombreux (tableau 8). D'autres variables, en plus de représenter la biomasse, procurent de l'information sur l'état physiologique de la cellule.

De ces variables, le dénombrement des cellules à l'aide d'un compteur électronique est largement utilisé, mais devrait être employé concurremment avec une autre méthode, car ce mode de dénombrement ne distingue pas les cellules mortes, les débris cellulaires et les cellules vivantes (Rehnberg et al., 1982). Pour éviter cette difficulté, les auteurs précédents recommandent que la durée des bio-essais ne dépasse pas de 10 à 12 jours lorsque ce type de dénombrement est utilisé. Dans le cas contraire, ils recommandent l'utilisation d'un indicateur physiologique comme la fluorescence ou l'adénosine triphosphate (ATP). Dans ce contexte, les expériences de notre étude ont été limitées à une durée de huit jours.

Tableau 8: Variables mesurées lors de bio-essais avec algues.

Biomasse	État de la cellule
poids sec (solide en suspension)	taux de photosynthèse: a) production d'oxygène
nombre de cellules: a) hémacymètre	b) assimilation de ^{14}C
b) compteur électronique	détermination de la chlorophylle et des phéopigments
volume cellulaire	
carbone et azote particulaire	mesure d'ATP[1]
carbone organique ou total	assimilation NH_4, NO_3, P
turbidité	phosphatase alkaline
	fluorescence (avec ou sans ajout de DCMU)[2]

1 ATP: adénosine triphosphate.

2 DCMU: (3-(3,4-dichlorophényle)-1,1-diméthyle-urée).

2.2.2 Les effets toxiques

Les bio-essais avec algues ont contribué largement à déterminer les concentrations létales ou sublétales de divers composés. Plusieurs tests de toxicité aiguë ou chronique furent développés à cette fin (Maciorowski et al., 1983; Van Coillie et al., 1983)

Les tests classiques de toxicité soumettent les organismes à des concentrations croissantes du toxique et le résultat est la concentration ou la dose responsable d'un effet chez 50% des populations (ex.: concentration inhibitrice, CI-50). Ces tests sont basés sur la mise en évidence d'inhibition de la croissance, de la fixation de CO_2, du dégagement d'oxygène ou d'autres effets cytotoxiques comme la diminution d'ATP, du Δ-fluorescence avec DCMU[1] et de l'assimilation de ^{14}C (Couture et al., 1982a).

La toxicité d'une substance peut varier au cours d'un bio-essai suite à des modifications résultant de réactions chimiques, physiques ou biologiques. À cet effet, il semblerait que les algues, au cours de leur développement, puissent modifier la spéciation des métaux en excrétant des métabolites qui, en complexant les substances inorganiques, les rendraient non disponibles; il pourrait donc en résulter une modification de la toxicité originale d'un échantillon d'eau (Guy et Rosskean, 1980). Par ailleurs, la dureté, l'alcalinité, le pH et la température sont d'autres facteurs pouvant affecter la toxicité d'un composé donné (Rai et al., 1981).

---

[1] DCMU: (3-(3,4-dichlorophényle)-1,1-diméthyle-urée).

Le pré-traitement des échantillons avant les tests peut aussi avoir une influence significative: la stérilisation entraîne des changements majeurs dans les valeurs de CI-50 d'effluents industriels (Couture et al., 1982a). D'ailleurs, la stérilisation n'a pas été employée lors de nos expériences pour cette raison.

2.2.3 La matière organique

De plus en plus d'attention est portée à la matière organique et à son rôle ambigu dans le système aquatique. La fraction organique démontre parfois un effet stimulateur, parfois un effet inhibiteur, sur la croissance du phytoplancton.

La matière organique peut combler les exigences nutritionnelles des algues par l'apport d'éléments tels l'azote, le phosphore et le carbone inorganique (Pipes, 1961; Claesson et Forsberg, 1978; Paerl et Downes, 1978). Cette utilisation dépend parfois de l'action simultanée des bactéries qui fournissent des co-facteurs et du CO_2 (Tison et Lingg, 1979). La fraction organique peut également agir comme source d'autres nutriments essentiels comme les vitamines (vitamines B_{12}) ou les métaux traces. Un effet de croissance peut également être causé par la présence de composés accessoires de croissance (acide 3-indole acétique). Ceux-ci se distinguent des substances essentielles du fait qu'ils affectent le taux maximum de croissance et non la biomasse maximum, qui est contrôlée, par la concentration de nutriments essentiels (Sachdev et Clesceri, 1978). Dans cette perspective, Prakash et Rashid (1968) considèrent que la matière humique, une

composante de la matière organique, agit comme un agent qui augmente la perméabilité de la cellule aux substances nutritives et affecte ainsi la vitesse maximum de croissance.

La matière organique possède des propriétés d'agent chélateur et d'agent toxique (Saunders, 1957). La chélation de métaux traces toxiques bénéficie à l'algue, mais la complexation d'éléments de croissance lui nuit. Jackson et Hecky (1980) ont trouvé que la matière humique libérée dans l'eau de lac ou de réservoir apportait une diminution progressive de la productivité primaire par la séquestration du fer et d'autres éléments traces, et empêchait ainsi l'utilisation complète par les algues du phosphore et de l'azote disponibles. La matière organique peut agir indirectement en apportant des substances toxiques, en modifiant la turbidité de l'eau ainsi que le pH. Il est donc important de tenir compte de cette composante dans une étude sur l'effet auxinique ou toxique des eaux de percolation.

Chapitre 3

Méthodologie

3.1 Les bio-essais

Les bio-essais furent réalisés à l'aide de l'algue verte S. capricornutum. La souche utilisée provenait de "Environnemental Protection Agency" des États-Unis (Laboratoire de Corvallis). Elle était repiquée toutes les semaines dans le milieu AAP modifié (tableau 9) et seules les cultures en phase exponentielle de croissance servaient pour les inoculations. Sauf indication spéciale, chaque bio-essai était effectué en triplicata dans des fioles coniques "Erlenmeyer" de 25 mL recouvert d'un bécher en matière plastique et contenant 8 mL d'eau. Les conditions d'incubation étaient de 12 heures de photopériode à une température constante à 20°C ± 2°C. Chaque fiole conique était agitée manuellement à chaque jour afin d'éviter une carence en CO_2 dans le milieu (Miller et al., 1978). L'utilisation des fioles de 25 mL a été nécessaire, compte tenu du volume réduit de l'échantillon d'eau de percolation. La croissance dans ces fioles a été évaluée comparativement à un standard de 125 mL et les courbes de croissance sont similaires quoique les valeurs déterminées aux sixième, neuvième et douzième jours soient légèrement supérieures dans les fioles de 25 mL (figure 3). Une attention particulière était apportée à la propreté de la verrerie utilisée pour éviter des contaminations. Les différentes étapes de la procédure de lavage sont décrites au tableau 10.

Tableau 9: Composition du milieu de culture AAP (Miller et al., 1978)

	Solution mère	Milieu de culture
Éléments majeurs	$mg.L^{-1}$	$mg.L^{-1}$
$NaNO_3$	25,500	4,200 (N)
$NaHCO_3$	15,000	11,001 (Na)
		2,143 (C)
K_2HPO_4	1,044	0,469 (K)
		0,186 (P)
$MgSO_4,7H_2O$	14,700	1,911 (S)
$MgCl_2$	5,700	2,904 (Mg)
$CaCl_2,2H_2O$	4,410	1,202 (Ca)
Éléments traces	$\mu g.L^{-1}$	$\mu g.L^{-1}$
H_3BO_3	185,520	32,460 (B)
$MnCl_2$	264,264	115,374 (Mn)
$ZnCl_2$	0,3336	0,160 (Zn)[1]
$CoCl_2$	0,1542	0,070 (Co)[1]
$CuCl_2$	0,009	0,004 (Cu)
$Na_2MoO_4,2H_2O$	7,260	2,878 (Mo)
$FeSO_4$	149,6	55,00 (Fe)[1]

[1] Les teneurs en Zn, Co et Fe sont les mêmes que celles utilisées par Chiaudani et Vighi (1978).

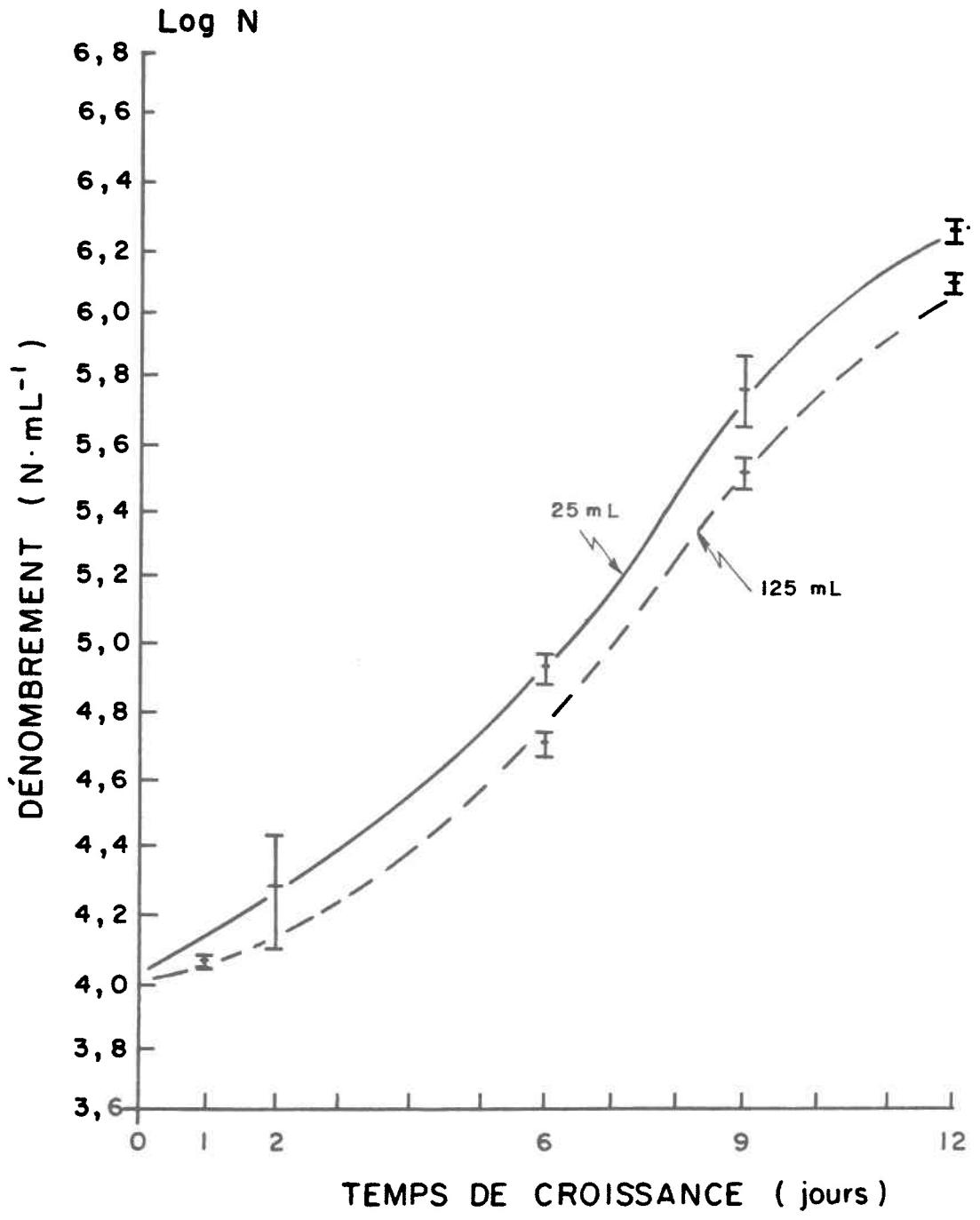

FIGURE 3: Courbe de croissance dans les fioles coniques de 25 et 125 mL.

Tableau 10: Procédure de nettoyage de la verrerie (Couture, 1981)

Les fioles coniques "Erlenmeyer" utilisées étaient soumises aux procédures suivantes:

1) trempage pendant 30 minutes dans une solution bouillante de Decon 75 (10%): agent tensio-actif recommandé par Bradshaw (1970).

2) brossage

3) cycles de lavage:

- pré-rinçage (eau du robinet)
- lavage (eau du robinet)
- rinçage (eau du robinet)
- rinçage (eau déminéralisée)

4) rinçage à l'acide chlorhydrique 10% durant 30 minutes

5) rinçages consécutifs (7 fois) à l'eau déminéralisée

6) séchage à 100°C durant 30 minutes

3.2 Les expériences avec le purin brut

Le lisier de porc provenait de la ferme de M. Roch Buteau de St-Henri de Lévis. Il consistait en un mélange de déchets métaboliques, fèces et urines, produit par des porcs à engraissage pesant environ 90 kg (Cloutier et al., 1983).

L'échantillon de purin a été centrifugé, filtré séquentiellement sur 1 µm et 0,7 µm (membranes Unipore) et dilué pour donner 50 mL d'effluent (dilution d'un facteur 5). Les bio-essais ont été effectués sur un témoin et sur des échantillons contenant 0,1%, 1%, 2%, 10% et 18% de la concentration initiale (tableau 11). Les fioles étaient enrichies à 12% AAP et inoculées à raison de 10 000 cellules.mL^{-1}. Des dénombrements de la population d'algues étaient effectués aux jours 2, 4, 6 et 8 à l'aide d'un compteur de particules (Coulter Counter Model TA, cellule de 70 µm).

3.3 Les expériences avec les eaux de percolation

Les échantillons d'eau de percolation provenaient de trois types de sol contenus dans des colonnes maintenues à une température constante d'environ 20°C aux laboratoires du département des sols de l'Université Laval (Cloutier et al., 1983). Les trois types de sols utilisés, "Kamouraska", "Janvier" et "Saint-Jude", sont représentés par les lettres K, J et X respectivement; la composition des colonnes est décrite à la figure 4 et précisé au tableau 12. Douze colonnes ont été conçues avec des tuyaux de

Tableau 11: Mode de dilution pour les tests de toxicité avec le purin brut.

% de la concentration initiale	volume de l'effluent (mL)	volume de l'ajout 12% AAP (mL)	volume de l'ajout d'algues* (mL)	volume total (mL)
18	7,2	0,3	0,5	8
10	4,0	3,5	0,5	8
2	0,8	6,7	0,5	8
1	0,4	7,1	0,5	8
0,1	0,04	7,5	0,5	8
0 (Témoin)	0	7,5	0,5	8

* concentration de $1,6 \times 10^5$ cellules.mL^{-1}.

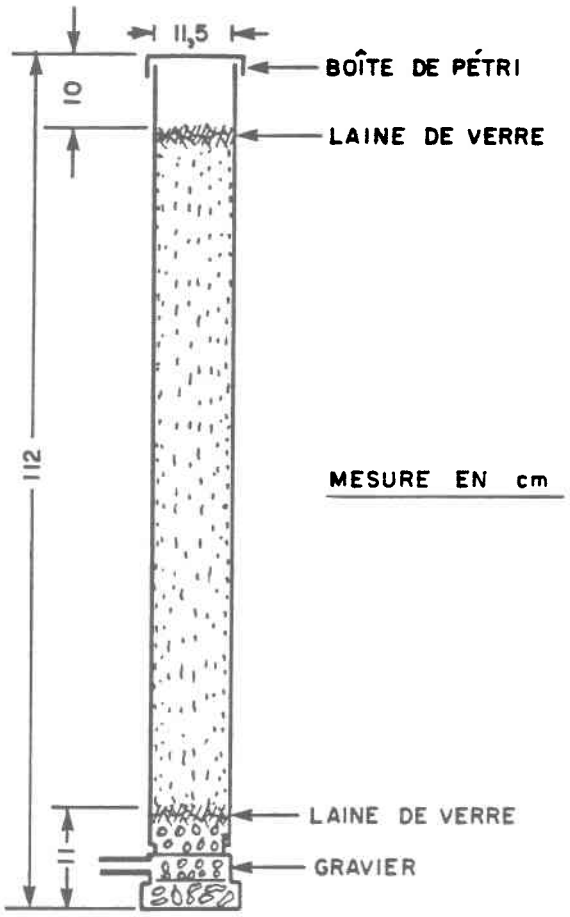

FIGURE 4: Colonne de sol: dispositif expérimental.

Tableau 12: Caractéristiques des trois types de sol étudiés.

Sol	Texture	pH	% matière organique	% N	P kg.ha^{-1}	K kg.ha^{-1}	Mg kg.ha^{-1}
Kamouraska	argile limoneuse	7,7	3,1	0,23	148	287	381
Janvier	loam sablo-argileux	7,4	2,7	0,13	74	49	56
St-Jude	sable loameux	5,8	1,6	0,13	105	76	28

drainage en PVC de 11,5 cm de diamètre et de 112 cm de longueur. Pour assurer un bon drainage, le fond des tuyaux était rempli de 400 mL de concassé, 600 mL de sable et recouvert de laine de verre. Au fond des tuyaux, un dispositif était installé pour recueillir l'eau de drainage. Chaque tuyau était rempli de cinq litres de chaque sol tamisé à 2 mm. L'humidité des sols était ajustée à la capacité de rétention au champ et les colonnes ont reçu l'équivalent de 0, 28, 56 ou 112 $t.ha^{-1}$ de lisier, calculé sur la base du poids de sol. Ces taux d'application sont représentés respectivement par D1, D2, D3 et D4; les chiffres 1, 2, 3, 4 sont en indice des lettres K, J et X pour l'identification des échantillons. Ces taux correspondent à 50%, 100% et 200% de la dose recommandée par le CPVQ pour le maïs (tableau 2). Le témoin correspond à la colonne de sol n'ayant pas reçu de purin.

Chaque semaine, 200 mL d'eau distillée ont été ajoutés sur les colonnes et l'eau de percolation a été recueillie au bas de la colonne et son volume a été complété à 200 mL. Les eaux de percolation des semaines impaires jusqu'à la dix-septième semaine ont servi à cette étude et le rang de la semaine précède les lettres K, J et X dans l'identification des échantillons. Un aliquot de 50 mL a été lyophilisé et le résidu a été conservé au froid (4°C) et à l'obscurité.

Les échantillons étaient mis en solution dans 75 mL d'eau déminéralisée (dilution d'un facteur 1,5), agités pendant 45 minutes et filtrés sur 0,4 µm (membrane Unipore). Le filtre était préalablement rincé à l'eau déminéralisée. À 8 mL d'eau de percolation, 0,1 mL de milieu 10x ou 20x AAP

était ajouté et la souche d'algues (0,5 mL) y était inoculée à raison de 10,000 cellules.mL^{-1}. Le milieu 12% AAP, ou 25% AAP non percolé à travers le sol servait de contrôle et diffère de l'échantillon témoin qui refère à l'eau de percolation d'un sol n'ayant pas reçu de purin.

La population d'algues était dénombrée à l'aide d'un compteur de particules après 1, 3 et 8 jours. Les concentrations de cellules étaient établies en calculant la moyenne arithmétique des triplicata, lorsque l'écart de la mesure était inférieure à 15%. Dans le cas contraire, une sélection de deux mesures a été faite pour réduire la dispersion. Cette norme de précision a été adaptée des travaux publiés par les chercheurs qui ont développé le test de fertilité (Toerien et al., 1971).

La transformation du décompte des cellules en concentration a été réalisée en utilisant la relation suivante:

$PF = n K$

PF = potentiel de fertilité en $mg.L^{-1}$

n = nombre de $cellules.L^{-1}$

k = poids sec d'une cellule du milieu 10% AAP en mg

La constante k a été établie expérimentalement selon la méthode de Couture et al. (1982b) et les résultats sont présentés à la figure 5 et au tableau 13. Une valeur de $1,35 \times 10^{-8}$ mg. $cellule^{-1}$ a été utilisée pour les calculs des milieux 12% et 25% AAP. Cette valeur est inférieure à la valeur de

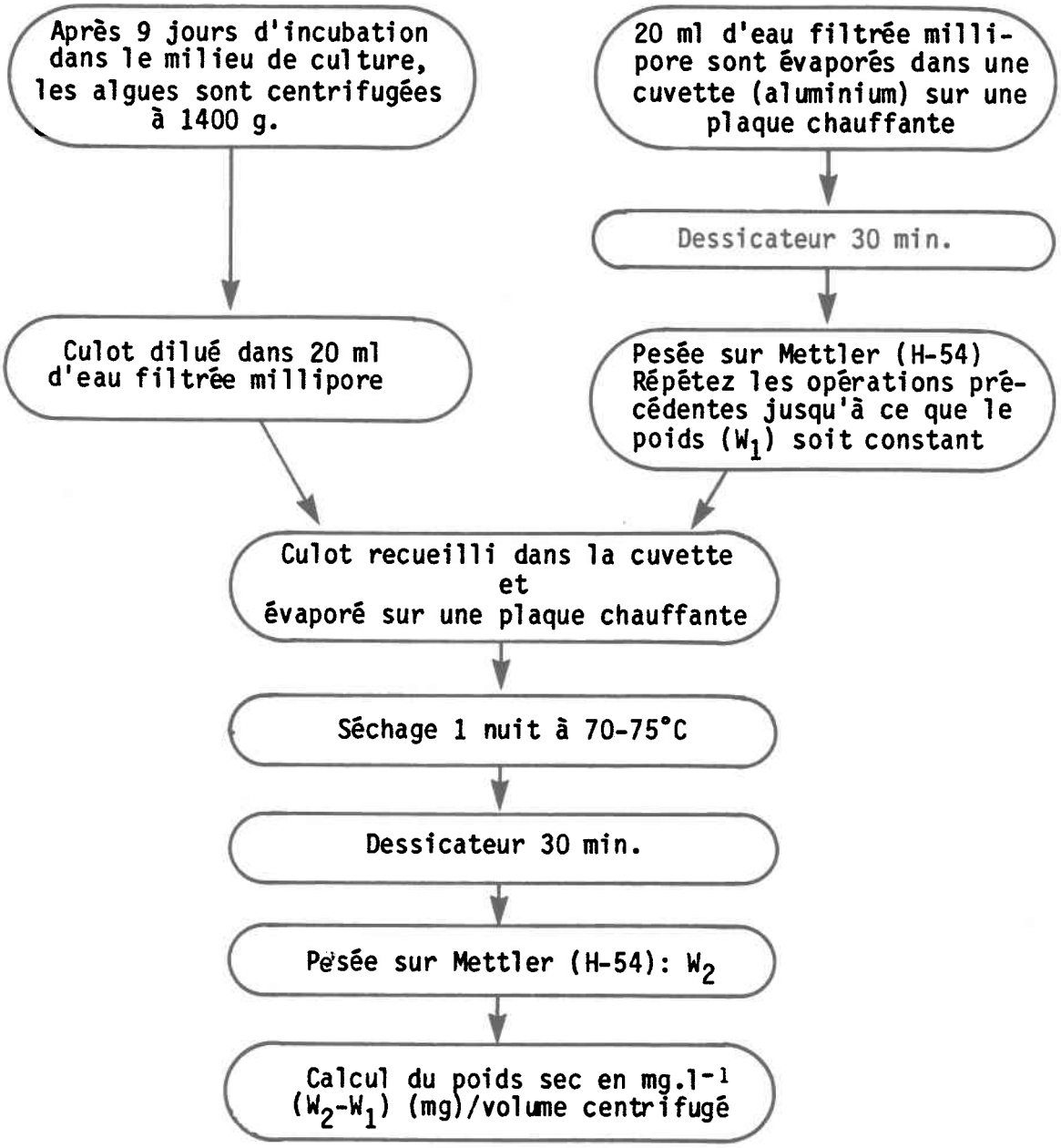

Figure 5: Protocole suivi pour la détermination du poids sec d'une culture d'algues après 9 jours de croissance dans le milieu synthétique

Tableau 13: Détermination du poids sec d'une cellule de S. capricornutum après 9 jours de croissance.

Milieu	Poids d'algues (mg)	Volume (mL)	Concentration ($mg.L^{-1}$)	Nombre de cellules par L (N)	Poids sec d'une cellule (10^{-8} mg)	Poids sec moyen (10^{-8} mg)
10% AAP	2,29	193	11,86	$8,34 \times 10^8$	1,42	1,35
	2,07	193	10,73	$8,35 \times 10^8$	1,29	
50% AAP	9,03	194	46,54	$2,87 \times 10^9$	1,62	1,69
	10,28	194	52,99	$3,03 \times 10^9$	1,75	
100% AAP	16,21	194	83,56	$5,43 \times 10^9$	1,54	1,55
	16,16	193	83,73	$5,39 \times 10^9$	1,55	

Lee et al. (1971) de 2,1 x 10^{-8} mg.cellule^{-1}.

Après le jour 8, les triplicata étaient mélangés lorsque l'écart des mesures de dénombrements était inférieur à 15% pour des déterminations d'ATP et de chlorophylle.

3.4 La détermination de l'ATP

La méthode au DMSO (diméthyle sulfoxide) fut utilisée pour extraire l'ATP cellulaire des algues (Couture et al., 1982a). L'ATP fut extrait après filtration (membrane Millipore de 0,45 µM) d'un volume de 4 à 7 mL selon la concentration des cellules dans les cultures. La membrane était déposée dans 3,4 mL de DMSO, auquel on ajoutait après Vortex (15 sec.), 2,6 mL de MOPS (acide 4-morpholinopropylsulfonique). Les solutions étalons (concentrations finales de 0,5, 1,5, 3, 8, 20, 50 µg ATP.L^{-1}) étaient préparées à partir d'un concentré d'ATP (Sigma) dilué dans le tampon MOPS et dans le DMSO en présence d'une membrane Millipore selon les volumes suivants: 0,6 mL de la solution d'ATP diluée dans le MOPS; 2,4 mL de MOPS; 3,0 mL DMSO. On dosait l'ATP par bioluminescence après addition du complexe luciférine-luciférase (Sigma) dans les proportions suivantes: 500 µL du complexe enzymatique + 300 µL de la solution à analyser. La lumière émise fut mesurée à l'aide d'un ATP-mètre (JRB, modèle 2000).

3.5 La détermination de la chlorophylle

La concentration de la chlorophylle "a" totale fut déterminée par fluorescence à cause de la sensibilité de la méthode (Greenberg et al. 1980). Un volume de 1 à 10 mL de la culture d'algues a été filtré (membrane Whatman GF/C) et un volume de 10 mL d'acétone (90%) a été ajouté au filtre. La solution a été gardée à l'obscurité et au froid durant une nuit. Le dosage a été effectué sur un fluorimètre Perkin-Elmer. La longueur d'onde d'émission est de 443 nm et celle de réception de 663 nm. L'appareil est étalonné à l'aide de solutions de 2, 5, 10, 20 et 40 $\mu g.L^{-1}$ de chlorophylle extraite de feuilles d'épinards.

3.6 L'analyse des éléments nutritifs

L'analyse des éléments nutritifs a été effectuée sur les solutions filtrées. L'auto-analyseur Technicon II fut utilisé pour la détermination des teneurs d'ammoniaque (méthode du bleu-indophénol), de nitrate et de nitrite (réduction par le cadmium et formation d'un composé azoté) et d'orthophosphate (complexe phosphomolybdène). Les mesures de carbone organique total (COT) ont été effectuées sur un analyseur de carbone organique (Beckman, modèle 915).

Les éléments de Ca, Mg, Na, K, Cu, Fe, Mn furent analysés par absorption atomique aux laboratoires de l'Université Laval.

3.7 L'oxydation de la matière organique

Une technique semblable à celle utilisée par Campbell et al. (1983) a été employée pour oxyder la matière organique. Après filtration sur 0,4 µm (membrane Unipore), l'échantillon d'eau de percolation a été transféré dans un tube de quartz et 50 µL de peroxide d'hydrogène (30%, V/V) ont été ajoutés; le tube est chauffé durant 5 minutes à 80°C. Après une irradiation à l'ultraviolet (lampe au mercure; Hanovia Model 679A36, H50W) durant un minimum d'une heure, de l'azote a été barboté dans l'échantillon pour éliminer le péroxide. L'efficacité de la dégradation a été vérifiée en déterminant la fluorescence (Turner Associate) de l'échantillon pour différents temps d'irradiation (figure 6). Cette technique était basée sur les observations de Stewart et Wetzel (1981) qui ont détecté une diminution rapide de la fluorescence dans des échantillons d'eau soumis à une irradiation à l'ultraviolet pour provoquer l'oxydation de la matière organique dissoute.

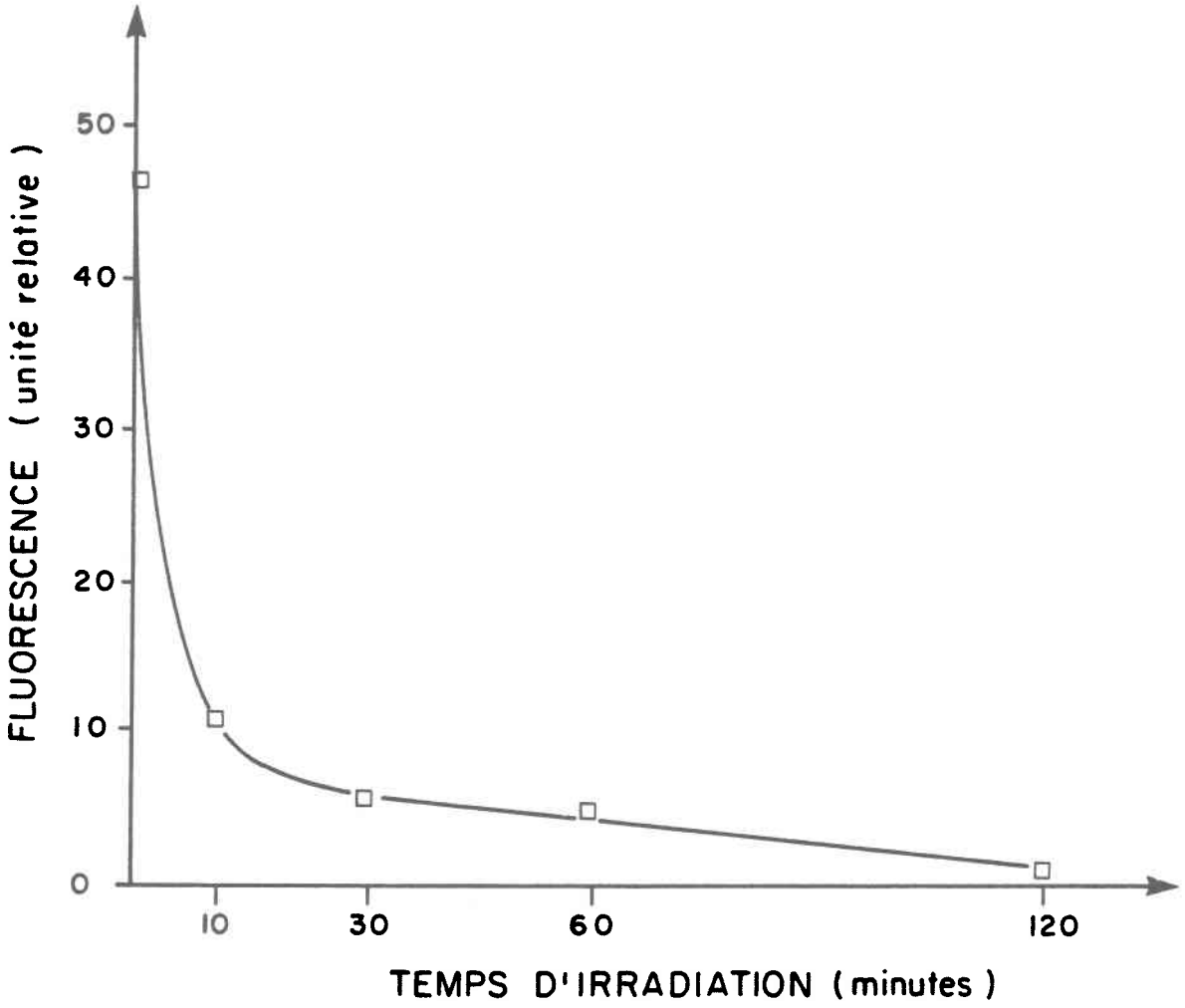

FIGURE 6: Oxydation de la matière organique par ultraviolet (eau de percolation du sol Janvier).

Chapitre 4

Résultats des bio-essais avec l'algue S. capricornutum

4.1 Les expériences de toxicité avec le purin

Le purin qui fut utilisé lors de l'épandage sur les colonnes de sol présente les caractéristiques suivantes (Visser, communication personnelle):

pH	7,4	P	262,5 $mg.mL^{-1}$
matière sèche	1,58 %	K	2,9 $mg.mL^{-1}$
azote	5,64 %	Mg	37,6 $\mu g.mL^{-1}$

L'effet toxique du purin dilué à 10% et 18% de la concentration initiale est très marqué. Il y a eu moins de deux dédoublements en 4 jours dans ces cultures et l'effet se manifeste dès le deuxième jour (tableau 14). À 1 ou 2% de la concentration initiale, l'effet de la toxicité se manifeste après 4 jours, les dénombrements étaient alors inférieurs au contrôle (12 % AAP). Dans l'échantillon le plus dilué (0,1%), la toxicité est alors remplacée par un effet stimulateur: la croissance au huitième jour est de 50% supérieure au contrôle. Cloutier et al. (1983) ont noté qu'à des faibles concentrations (moins de 100 $mg.L^{-1}$), le lisier de porc était capable d'encourager la croissance de S. capricornutum comparativement au milieu AAP et qu'une forte concentration pouvait avoir un effet toxique. L'effet auxinique ou toxique des eaux de percolation sur la croissance de S. capricornutum pourra donc dépendre de la concentration des substances contenues dans le purin après avoir réagi avec le sol.

Tableau 14: Effet du purin sur la croissance de S. capricornutum.

concentration (% v/v)	Dénombrement (10^4 cellules.mL^{-1})				
	initial	2e jour	4e jour	6e jour	8e jour
18	1,0	1,3	3,3	*	*
10	1,0	1,3	2,8	8,4	*
2	1,0	2,2	18,0	6,0	7,7
1	1,0	3,3	11,3	9,4	10,8
0,1	1,0	8,0	48,6	94,9	146,8
contrôle (12% AAP)	1,0	2,0	11,2	53,0	105,2

* Contamination bactérienne observée au microscope.

4.2 Les effets auxiniques et toxiques des eaux de percolation

Pour les trois types de sol, les résultats des analyses chimiques des eaux de percolation (NO_3, NH_4, P, Ca, Mg, Na, K, Cu, Fe, Mn, COD, carbone total dissous), des dénombrements cellulaires au premier, troisième et huitième jour, des potentiels de fertilité (PF) et des concentrations en ATP et en chlorophylle sont présentés à l'annexe 1.

Les concentrations fortes de calcium proviennent en partie du gravier qui entre dans la composition des colonnes. Le zinc, le titanium et l'aluminium sont en quantités trop faibles pour être détectées. D'ailleurs les résultats obtenus par Brown et al. (1983) lors de l'application d'effluents domestiques à des colonnes de sol sont en accord avec nos observations: les métaux traces (Cd, Cu, Ni, Pb, Zn) sont en quantité non détectables dans les eaux de percolation recueillies à 1,5 mètres.

Dans les résultats en général, il faut noter que pour la série J, les valeurs de dénombrements cellulaires sont moins élevées que celles obtenues dans les deux autres séries car le milieu de croissance était alors de 12% AAP comparativement à 25% AAP pour les sols Kamouraska et Saint-Jude.

L'identification d'un effet stimulateur ou d'un effet toxique sur la croissance de S. capricornutum repose sur la comparaison du nombre de cellules obtenues dans les cultures avec et sans ajout des eaux de percolation. Un effet de stimulation est identifié lorsque le PF est de 15%

supérieur au contrôle. Un effet d'inhibition est défini comme une valeur de 15% inférieure au contrôle. Cette norme fixée en considérant la précision de 15% inhérente à ce test biologique est plus sévère que celle établie par Sachdev et Clesceri (1978). Le tableau 15 présente les valeurs qui ont servi de contrôle pour identifier des effets de stimulation et d'inhibition. Notons que le contenu cellulaire moyen d'ATP dans nos cultures se situent entre ceux trouvés par Lee et al. (1971) (1,4 $\mu g.mg^{-1}$ ou 3×10^{-8} µg par cellule) et ceux de Brezonick et al. (1975) (0,24 $\mu g.mg^{-1}$ ou $0,3 \times 10^{-8}$ µg par cellule). Cette gamme de variation pourrait être attribuée au fait que le contenu cellulaire d'ATP varie avec la concentration de phosphore dans le milieu et la phase de croissance (Lee et al, 1971).

Les trois paramètres de biomasse, soit le dénombrement de cellules par l'appareil Coulter, l'ATP et la chlorophylle ont été comparés; le tableau 16 résume les relations obtenues.

Les coefficients de corrélation sont comparables à ceux obtenus par Brezonick et al. (1975) pour les relations ATP-Chloro (0,54) et ATP-poids sec (0,24). Ainsi, nos relations entre le PF et la concentration d'ATP par volume semblent assez bonnes pour employer les dénombrements cellulaires de l'appareil Coulter dans la présentation des résultats.

La prochaine étape est donc de se servir des résultats des bioessais et des analyses chimiques des eaux de percolation de chaque sol, pour identifier globalement si le purin engendre des augmentations ou des diminutions de la croissance des algues dans les eaux de percolation et ensuite

Tableau 15: Détermination des potentiels de fertilité (PF), du contenu cellulaire en adénosine triphosphate (ATP) et en chlorophylle "a" totale (chloro) pour les cultures dans les fioles de contrôle après une croissance de 9 jours.

Série		PF $mg.L^{-1}$	ATP 10^{-8} $\mu g.cellule^{-1}$	Chloro 10^{-8} $\mu g.cellule^{-1}$
J (12% AAP)		6,8 (6)	1,4 (4)	10,9 (5)
X (25% AAP)		10,4 (9)	1,3 (8)	10,0 (5)
K (25% AAP)		14,2 (9)	1,3 (9)	10,5 (9)
Autres (12% AAP)		10,6 (3)	1,5 (1)	8,9 (1)
Moyenne	12% AAP	8,1 (9)	1,4 (22)	9,6 (20)
	25% AAP	12,3 (18)		
s	12% AAP	3,1 (9)	0,5 (22)	4,8 (20)
	25% AAP	3,4 (18)		

( ) Nombre d'échantillons.

Tableau 16: Coefficients de corrélation entre le potentiel de fertilité (PF), l'adénosine triphosphate (ATP) et la chlorophylle (chloro).

Paramètres	Sol J	Sol K	Sol X
PF vs ATP	0,52	0,50	0,55
PF vs Choro	0,73	0,51	0,27
ATP vs Choro	*	0,77	0,36

* non significativement différent de zéro au niveau 5% pour N ~ 40.

d'étudier plus en détail l'évolution des PF dans le temps et pour les différentes doses de purin. Un rapprochement entre les modifications de la biomasse et la qualité des eaux de percolation permettra d'identifier une relation cause-effet.

4.2.1 Le sol Janvier (J)

Le sol Janvier est un loam sablo-argileux basique. Les taux de phosphore et de potassium du sol initial sont les plus faibles des trois sols et les concentrations de matières organiques et de magnésium sont intermédiaires. Pour le sol Janvier, deux approches différentes ont été essayées: l'utilisation d'algues carencées en phosphore (semaine 3, 5, 7 et 9) et l'utilisation d'algues du milieu AAP (semaine 1, 11, 13, 15 et 17). Initialement, les algues avaient été carencées pour limiter la croissance due aux réserves de phosphore accumulé dans la cellule. Toutefois, ce traitement affectait la reproductibilité des contrôles et donc limitait l'interprétation. Les résultats des bio-essais avec les algues carencées ne seront donc pas exploités.

L'identification de l'effet inhibiteur ou stimulateur des eaux de percolation

Ã cause de la variabilité des contrôles du milieu 12% AAP, l'effet sur la croissance a été déterminé pour chaque semaine séparément à partir des courbes de croissance (figure 7). Pour cette série, 86% des valeurs

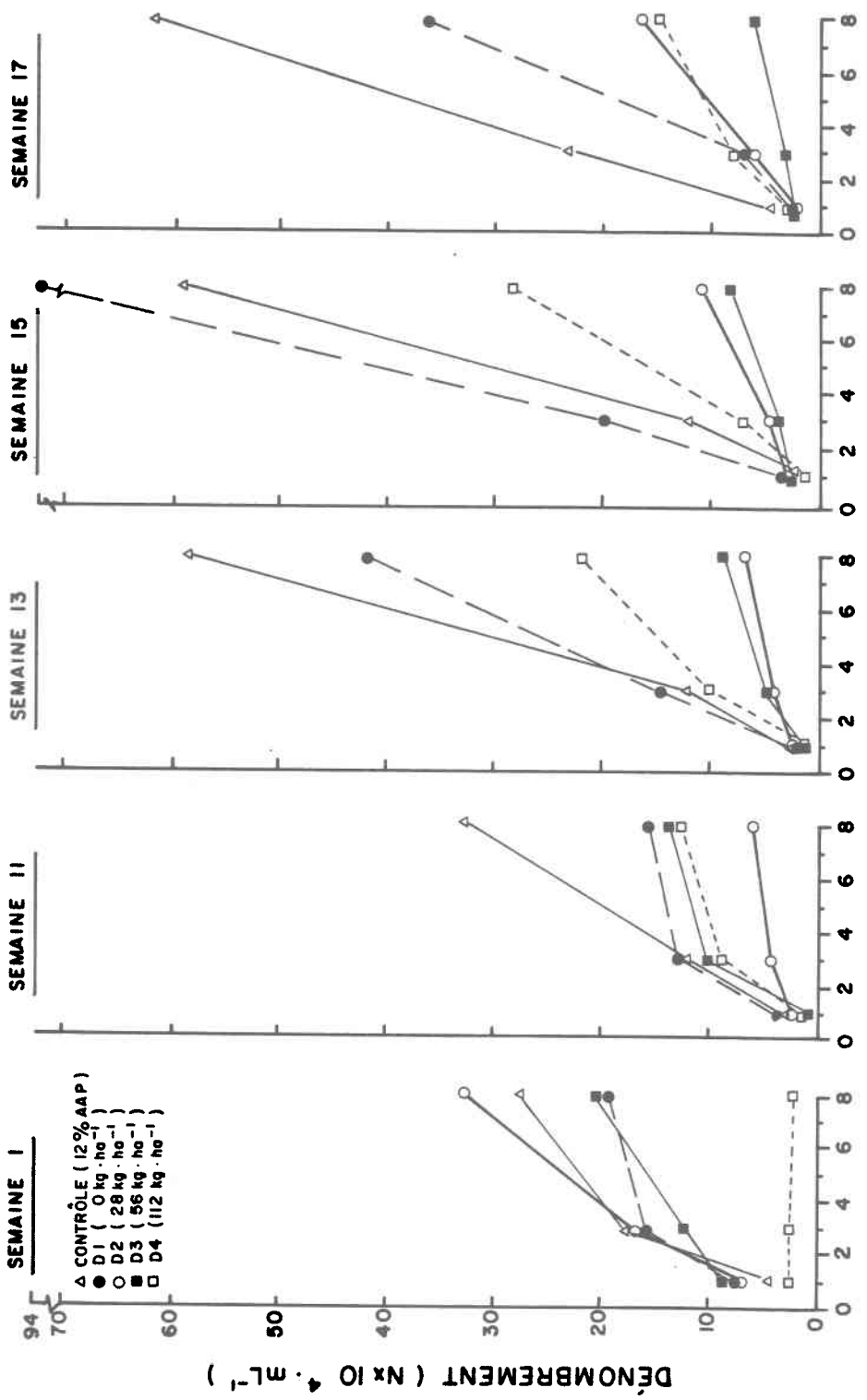

FIGURE 7: Courbe de croissance de S. Capricornutum dans les eaux de percolation du sol Janvier recueillies aux semaines 1, 11, 13, 15 et 17 après l'épandage.

demontrent un effet d'inhibition. Seulement les échantillons $1J_2$ et $15J_1$ possèdent une croissance supérieure aux contrôles.

Les variations avec la dose et dans le temps

La croissance la plus forte de cette série a été mesurée lors des bio-essais effectués avec les eaux de percolation provenant de la colonne de sol n'ayant pas reçu de purin. La valeur la plus forte de croissance a été obtenu à la quinzième semaine. On note également un effet de stimulation de la croissance à ce moment.

De façon très générale, les PF des doses D2 et D3 se comporte de manière similaire. Pour la dose D4, une diminution de l'effet d'inhibition avec le temps est notée et la croissance pour cette dose est la plus forte à la quinzième semaine. En général, les PF de la dose D4 sont légèrement supérieurs ou voisine de ceux des doses D2 et D3. Ainsi, l'application du purin modifie la qualité de l'eau de percolation, ce qui est traduit par une diminution dans la croissance des algues par rapport au sol sans purin et cet effet est plus prononcé à faible qu'à forte dose.

La discussion des résultats

L'effet de l'ajout de purin à des colonnes de sol n'apparaît pas immédiatement car l'eau contenue initialement dans la colonne doit être évacuée avant que l'eau ayant interagi avec le purin puisse être recueillie. D'ailleurs, avec des colonnes de sol de 0,8 m de long, Gerritse (1976) a

mesuré un délai de 4 semaines avant l'apparition de l'ion chlorure. Lors de nos expériences, les premières semaines qui correspondent à la période d'utilisation des algues carencées, reflètent donc des différences entre la composition des colonnes elles-mêmes et, par conséquent, sont moins intéressantes pour l'étude de l'effet de l'épandage du purin que les semaines ultérieures.

Au cours de la première semaine l'eau qui sort des colonnes possède des concentrations assez fortes en phosphore (0,044 à 0,066 $mg.L^{-1}$), mais faibles en nitrate, en matière organique, en ammoniaque et en cations majeurs (figure 8, annexe 1). La croissance plus faible des algues dans l'échantillon ayant reçu la dose D4 à la première semaine coïncide avec des taux de cuivre de 0,04 $mg.L^{-1}$.

À partir de la onzième semaine, l'évolution des nitrates et du calcium démontre clairement l'influence du purin sur la qualité de l'eau. L'eau du sol sans purin conserve des taux faibles de nitrate et de calcium. Dans les autres cas, les concentrations augmentent progressivement avec la dose. Les nitrates atteignent jusqu'à 124 $mg.L^{-1}$, ce qui dépasse la norme acceptée pour l'eau potable (10 mg $N.L^{-1}$). La variation du phosphore avec la quantité de purin appliquée au sol est beaucoup moins nette, ce qui laisse croire que cet élément provient à la fois du sol et du purin.

Les fortes augmentations de phosphore et de nitrate auraient dû stimuler la croissance dans les eaux de percolation provenant des doses D2 à D4. Les teneurs en calcium, magnésium, potassium et sodium sont également

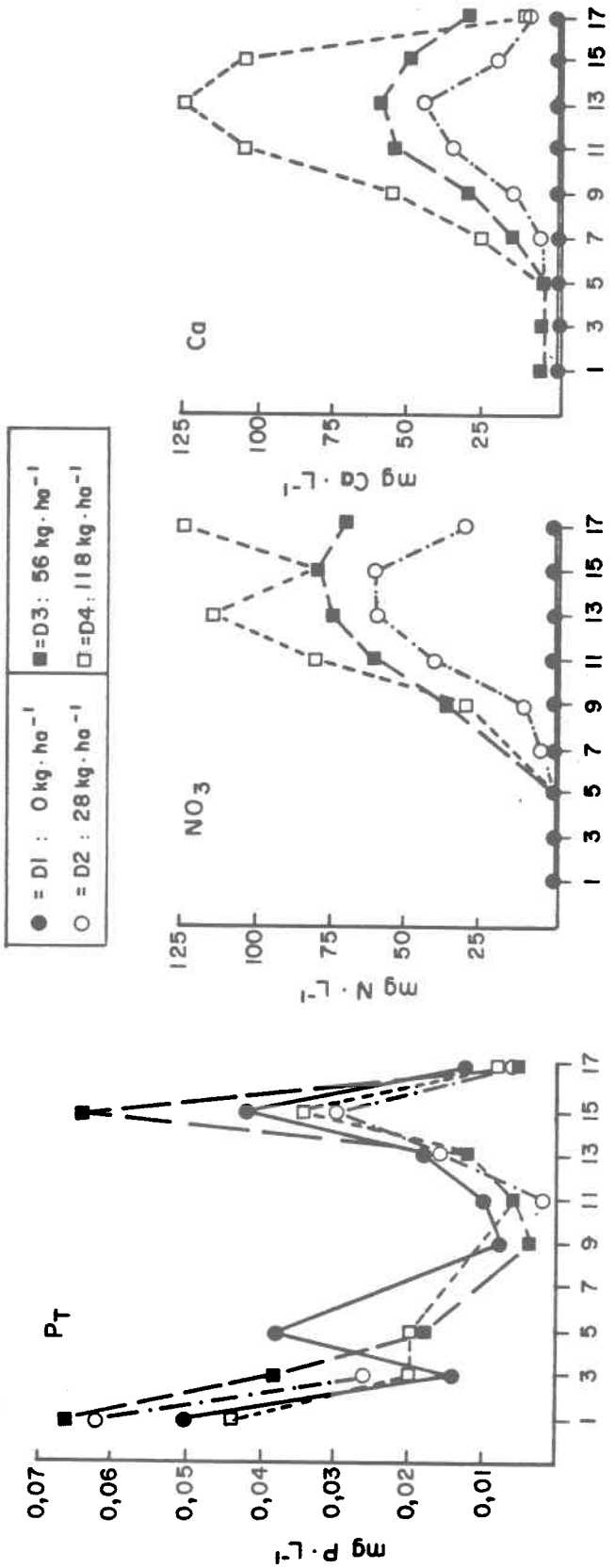

FIGURE 8: Variations des teneurs en phosphore total (P_T), en nitrate (NO_3) et en calcium (Ca) dans les eaux de percolation du sol Janvier.

plus fortes à cette période. Pourtant, une inhibition est évidente pour les doses D2, D3 et D4. Des facteurs sont donc présents et annulent l'effet des éléments nutritifs. Parmi ceux-ci, l'ammoniaque, les métaux traces et la matière organique doivent être considérés.

Les taux d'ammoniaque sont élevés (1,2 $mg.L^{-1}$) uniquement pour la dose D4 aux quinzième et dix-septième semaines, mais la croissance demeure semblable à celle des autres semaines. L'ammoniaque libre (NH_4^+) peut diminuer la croissance et le taux de photosynthèse des algues. Lorsque le pH est de 9,5 et la température de 20 à 25°C, deux à trois millimoles d'ammoniaque suffisent à diminuer de 50 à 95% la photosynthèse (Azoz et Goldman, 1982). Toutefois, cette toxicité se rencontre surtout dans les eaux naturelles de faible alcalinité et dans des populations très denses d'algues.

La matière organique peut agir comme agent de complexation. Ainsi, dans le cas de la dose D1, bien que la première et la quinzième semaine présentent des concentrations semblables de phosphore, la croissance est beaucoup plus forte à la quinzième semaine lorsque la matière organique (COT) est trois fois moins forte que la première semaine; en conséquence, le phosphore semble moins disponible pour la croissance des algues en présence de matière organique. Ce phénomène pourrait également être attribuable à un manque de disponibilité en d'autres éléments essentiels.

Cette hypothèse fut vérifiée en irradiant la matière organique à l'ultraviolet (figure 9). Si on détruit la matière organique percolée du

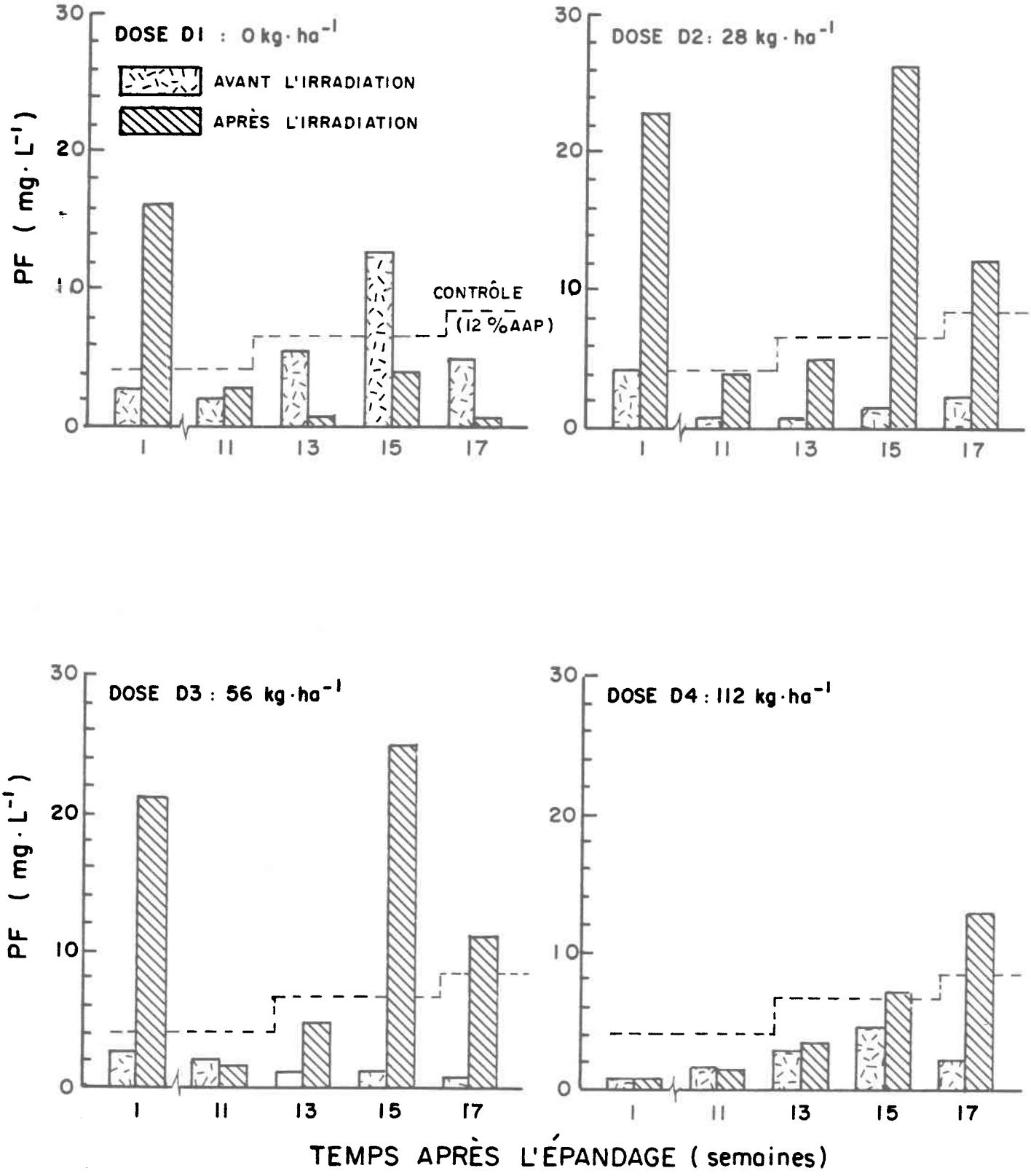

FIGURE 9: Potentiel de fertilité (PF) des eaux de percolation du sol Janvier avant et après irradiation des échantillons à l'ultraviolet.

sol au début de l'expérience (semaine 1), on assiste à une augmentation importante de la croissance des algues, sauf dans le cas de la dose D4 où les concentrations du cuivre d'une origine inconnue nuisent à la croissance des algues. Cette croissance après irradiation pourrait être liée à la nouvelle disponibilité du phosphore lequel qui était auparavant séquestré par la matière organique; de plus l'apport d'éléments nutritifs résultant de la dégradation des substances organiques peut également être invoqué.

À partir de la onzième semaine, la destruction de la matière organique dans l'eau de percolation du sol témoin stimule moins la croissance et peut même la diminuer. La matière organique, en plus de séquestrer le phosphore, pourrait lier une substance toxique. L'irradiation libérerait ce toxique qui aurait un effet encore plus marqué sur la croissance que la matière organique. Une troisième explication, la présence de peroxydes, lié au processus d'irradiation pourrait être invoquée, toutefois cette hypothèse nous apparaît difficile à soutenir étant donné l'observation de stimulation de croissance dans d'autres échantillons ayant subi ce même traitement. De plus la présence de ces composés étaient évitée en mettant les échantillons une nuit, à 4°C, avant de procéder aux bio-essais (Campbell, communication personnelle).

L'absence de la stimulation de la croissance, après irradiation, est visible également aux onzième et treizième semaines pour les sols ayant reçu du purin mais disparaît au cours des deux dernières semaines. L'ATP démontre un schéma semblable. Aux quinzième et dix-septième semaines, la destruction de la matière organique apporte une stimulation de la croissance

grâce à la mise en disponibilité de nutriments. La substance toxique est donc absente ou sa toxicité très réduite.

L'explication la plus simple est la présence d'un métal en fortes concentrations, durant ces quatre semaines, pour le sol témoin et également élevé pour les 3 autres colonnes à la onzième et treizième semaine. Un tel phénomène n'apparaît pas dans les analyses chimiques. Cependant, le manganèse et le fer ne sont pas en concentrations négligeables et, dans le cas du manganèse, les taux augmentent avec la dose de purin ajoutée; ainsi, d'autres métaux qui n'ont pas été analysés pourraient également être mis en cause. Il se peut que la toxicité résulte de l'interaction de plusieurs substances. Dans ce cas, la disponibilité serait un meilleur indicateur que la concentration. Ainsi, les fortes concentrations de cations pouvant diminuer la disponibilité d'un toxique (Rai et al., 1981) et permetrait une croissance des algues dans les échantillons de la dose D4 même si la concentration du toxique est plus élevée que dans la dose D1 où il y a peu de croissance. Il faut néanmoins retenir que la matière organique semble jouer le rôle principal dans la limitation de la croissance des algues dans les eaux de percolation du sol Janvier.

4.2.2 Le sol Kamouraska (K)

Ce sol est un argile limoneux basique possédant un taux plus élevé de matière organique, de phosphore, d'azote, de potassium et de magnésium que les deux autres sols.

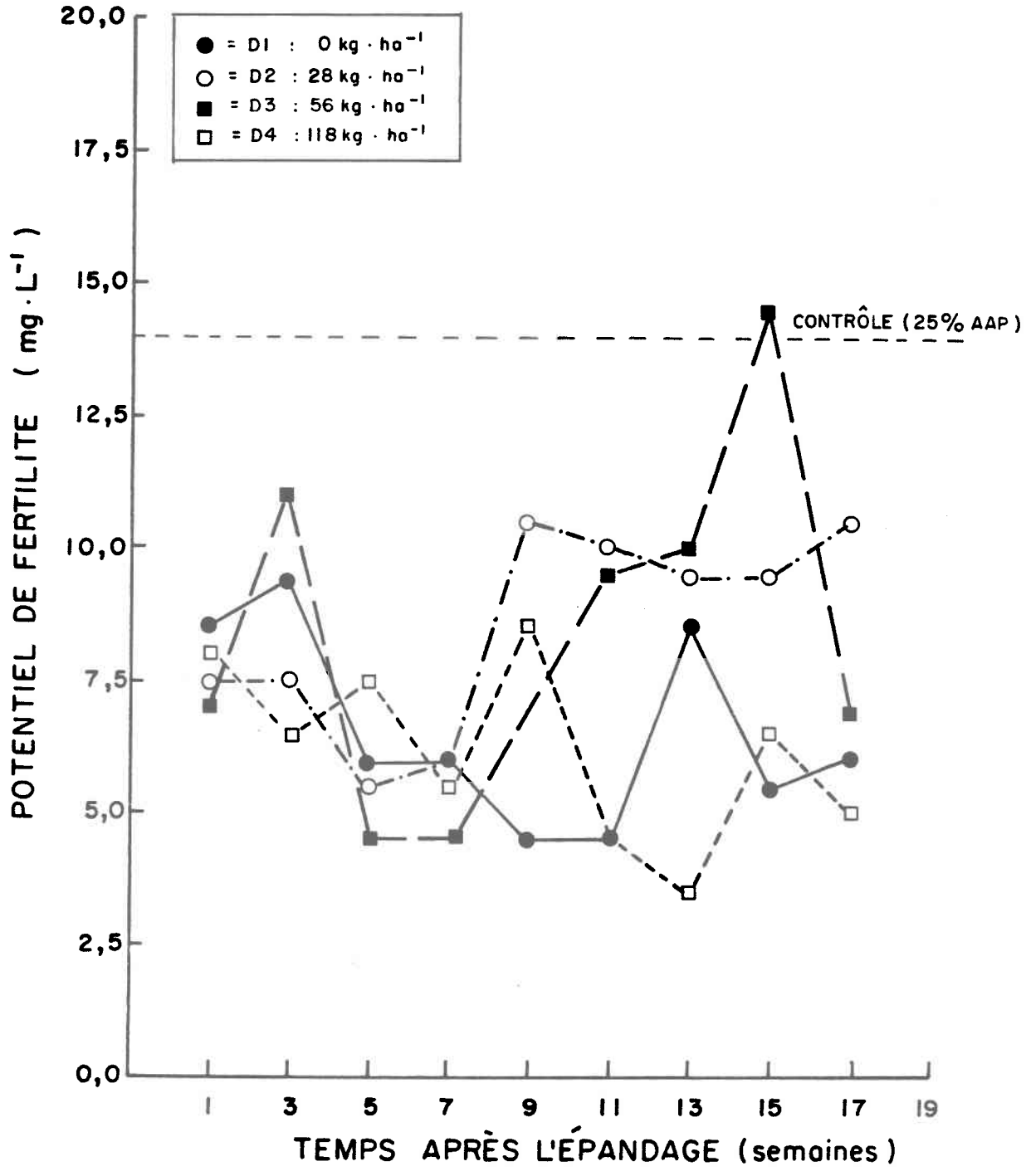

FIGURE 10: Potentiel de fertilité des eaux de percolation du sol Kamouraska.

L'identification de l'effet inhibiteur ou stimulateur des eaux de percolation

Les valeurs du PF pour les dix-sept semaines sont données à la potentiel de fertilité moyen de 14,2 ± 2,2 $mg.L^{-1}$ et un coefficient de variation de 15% (tableau 15). La variation est également de 15% autour de la moyenne de 1,3 x 10^{-2} $\mu g.mL^{-1}$ pour l'ATP. Les contrôles du sol Kamouraska s'avèrent les plus reproductibles des trois sols. Les variations d'ATP et du PF sont sensiblement les mêmes, sauf pour quelques points, où l'ATP par cellule est élevée, le même phénomène se rencontre avec le sol Saint-Jude.

Les valeurs de PF des eaux de percolation démontrent un effet net d'inhibition, car une valeur seulement se retrouve au-dessus de la limite inférieure de croissance des contrôles (12,0 $mg.L^{-1}$).

Les variations avec la dose et dans le temps

Dans les eaux de percolation du sol témoin, on assiste à une diminution de la croissance des algues entre la troisième et la cinquième semaine. Puis, le PF se maintient autour de 5,5 $mg.L^{-1}$, sauf pour une remontée à la treizième semaine.

Les échantillons provenant des colonnes deux et trois réagissent de façon similaire dans le temps. Une diminution de la croissance telle que notée pour le sol témoin, se produit également mais est suivie d'une augmentation de la croissance à des valeurs voisines de la limite inférieure des

contrôles. Les variations du PF des échantillons ayant reçu la dose la plus forte de purin ressemblent plus à celles du sol témoin que celles des doses D2 et D3.

L'ajout de purin à une faible dose semble diminuer l'effet d'inhibition noté pour le sol témoin; pourtant, à fortes doses, cette inhibition réapparaît.

Discussion des résultats

Durant les premières semaines, la qualité chimique des eaux de percolation des quatre colonnes est semblable (figure 11). Après la troisième semaine, des différences apparaissent dans la qualité des eaux de percolation. L'ajout de purin au sol Kamouraska semble stabiliser les pertes de carbone organique dissous qui sont très visibles dans le sol témoin. Ce dernier perd également des quantités plus importantes de phosphore, de calcium, de fer et de manganèse que les sols ayant reçu du purin. Le phénomène de stabilisation des sols par la matière organique est bien connu dans le milieu agricole (Bernard, 1981).

Par contre, les augmentations dans les nitrates sont indicateurs de l'épandage de purin. L'eau du sol témoin ne démontre pas de variations tandis que les eaux des sols traités voient leurs concentrations en nitrate augmenter graduellement comme dans le cas du sol Janvier. Pour le sol Kamouraska, le phosphore inorganique et le phosphore total ont été analysés (annexe 1). Gerritse (1976) a trouvé que le phosphore organique du purin de

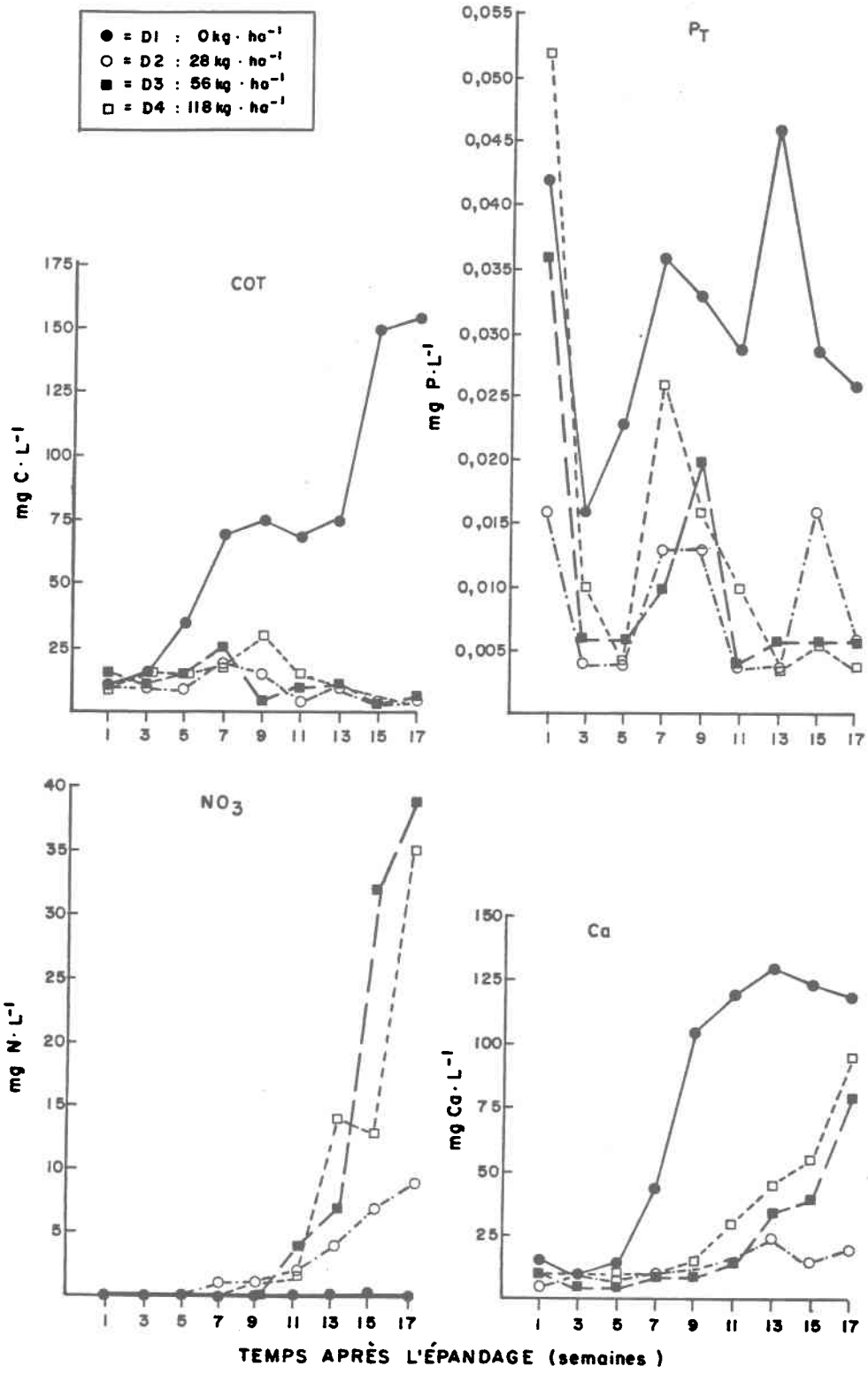

FIGURE 11: Variation des teneurs en carbone organique total (COT), en phosphore total (P_T), en nitrate (NO_3) et en calcium (Ca) dans les eaux de percolation du sol Kamouraska.

porc est plus mobile, dans des colonnes de sol, que le phosphore inorganique et, que ce dernier n'augmentait pas de façon significative dans les effluents. Dans les eaux de percolation du sol Kamouraska, le phosphore inorganique est en concentration faible et très proche de la limite de détection. Il représente moins de 25% du phosphore total.

La diminution des PF après la troisième semaine semble correspondre à des augmentations de carbone organique (COT) dans l'eau de percolation. Ce phénomène est le plus marqué pour le sol témoin où le COT demeure élevé et la croissance faible. La matière organique semble donc séquestrer des éléments nutritifs du milieu à 25% AAP. À la treizième semaine, une augmentation de la croissance correspond à une concentration de phosphore plus élevée, donc il y a plus de phosphore disponible, malgré la présence de plus de matière organique que la semaine précédente.

Les taux faibles de matière organique et les augmentations de nitrate et du phosphore facilitent la croissance des algues des doses D2 et D3 à partir de la neuvième semaine. Les PF et les taux d'ATP se rapprochent des valeurs des contrôles.

Le PF pour la dose D4 aurait dû suivre les mêmes variations que les doses D2 et D3, si on considère les concentrations de matière organique, de nitrate et de phosphore. Or cela n'est pas le cas: on déduit qu'un autre facteur doit venir inhiber la croissance. La dose D4 possède des taux élevés de fer (annexe 1). Il est intéressant de noter que le PF varie de façon inverse à celle des concentrations de fer. Le sol témoin possède des

concentrations de fer encore plus élevées que la dose D4. Ceci semble suggérer un phénomène de précipitation du fer (Jackson et Hecky, 1980) la présence simultanée de fer et d'un métal toxique, qui n'a pas été analysé, pourrait être une autre explication.

Lorsque la matière organique est oxydée dans les eaux de percolation des doses D2 et D3, la croissance des algues devient comparable à celle du milieu 25% AAP (figure 12). Le niveau de croissance varie avec la quantité de phosphore apportée par les eaux de percolation. Le milieu 25% AAP contient, au départ, 0,05 $mg.L^{-1}$ de phosphore. Les eaux de percolation en ajoutent de 0,005 à 0,036 $mg.L^{-1}$. Les faibles différences entre les PF des échantillons, avant et après irradiation, de la neuvième à la treizième semaine, peuvent résulter des taux peu élevés de la matière organique et du phosphore dans ceux-ci. Pourtant, la croissance plus forte après irradiation à la quinzième et la dix-septième semaine lorsque les taux sont semblables pour ces deux paramètres semble indiquer la présence d'un facteur inhibiteur qui agit très faiblement sur les échantillons des trois semaines précédentes.

En considérant la dose D1, on voit que l'augmentation de la croissance des algues après la destruction de la matière organique de la première à la onzième semaine est plus importante que pour les doses D2 et D3 et dépasse même la limite supérieure des contrôles du milieu 25% AAP (figure 12). Cette stimulation provient des taux plus élevés de phosphore dans les eaux de percolation de la dose D1 et des produits de dégradation de la matière organique.

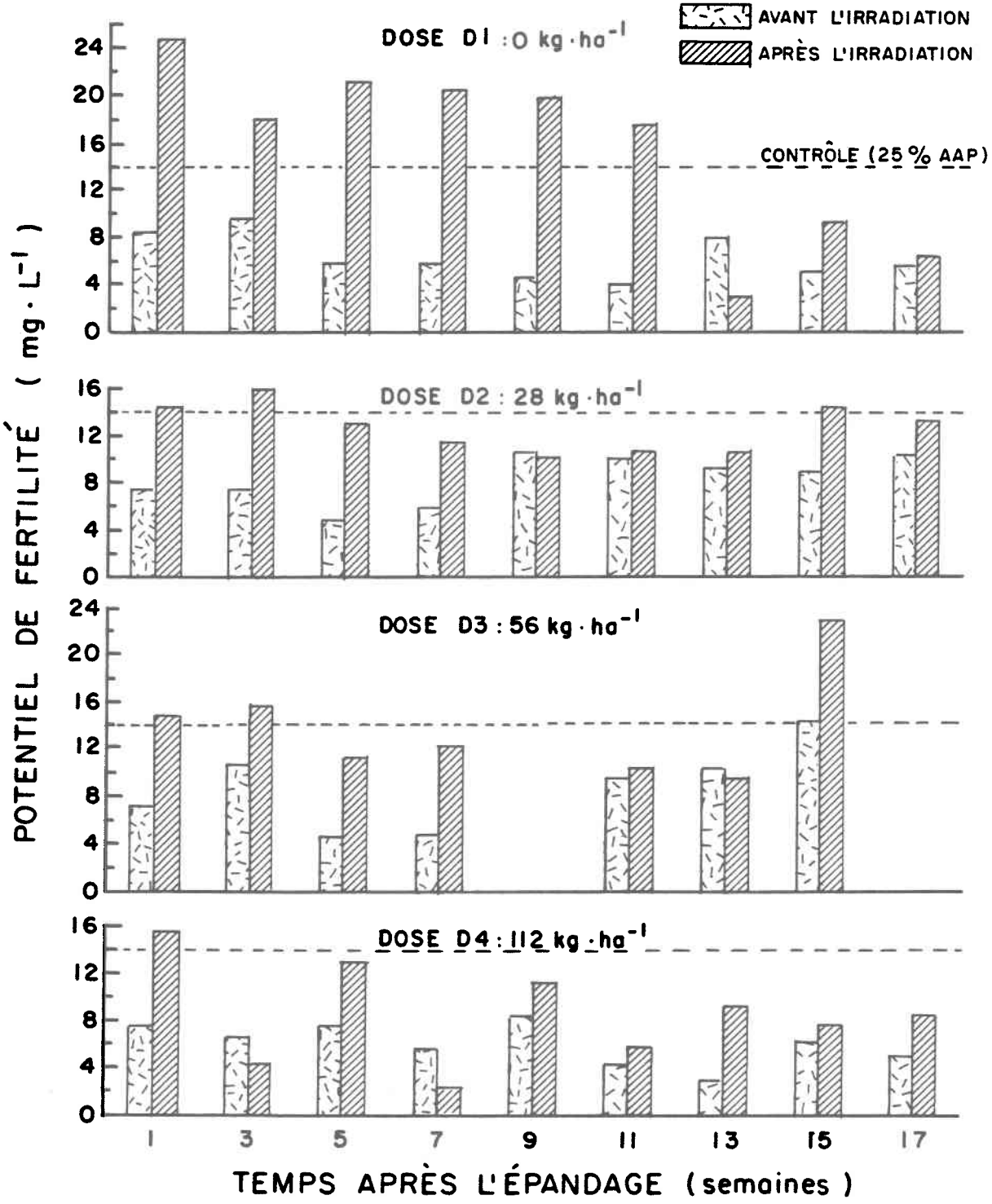

FIGURE 12: Potentiel de fertilité des eaux de percolation du sol Kamouraska avant et après irradiation des échantillons à l'ultraviolet.

Toutefois, après la onzième semaine, la destruction de la matière organique n'est pas suffisante pour rétablir la croissance. Trois explications peuvent être envisagées: i) la destruction de la matière organique est incomplète; ii) une substance toxique est associée à la matière organique après la onzième semaine, mais n'était pas présente dans les autres doses, car à ces doses la matière organique et les toxiques étaient retenus dans le sol; iii) la substance toxique est présente dans toutes les colonnes, mais serait apparu à la onzième et à la treizième semaine seulement, pour les doses D2 et D3. Ceci implique une migration plus lente dans le sol témoin que dans les autres colonnes, phénomène qu'on peut mal expliquer.

L'ajout de fortes concentrations du purin modifie la qualité de l'eau car la croissance des algues de la dose D4 est différente de celle des doses D2 et D3. Pourtant, les analyses chimiques ne décèlent pas un facteur en concentrations différentes pour la dose D4. Bien que le fer soit plus élevé pour une grande partie de l'expérience, la toxicité persiste même lorsque les taux atteignent des valeurs aussi basses que 0,01 $mg.L^{-1}$. La croissance des algues dans les échantillons irradiés de la dose D4 est très irrégulière dans les premières semaines contrairement aux autres doses où un schéma de variation se définit assez clairement. Ainsi, pour la dose D4, le rôle de la matière organique est difficile à définir.

L'ajout de faible dose de purin au sol Kamouraska diminue les pertes de phosphore mais également les pertes de matière organique qui le séquestre. Le résultat net est une eau plus propice à la croissance des algues que l'eau du sol témoin, avec moins de cations et contenant des

concentrations assez fortes de nitrates. Dans les cours d'eau où la croissance des algues est limitée par l'azote, cet ajout de nitrate pourrait favoriser le développement des algues.

4.3.3 Le sol Saint-Jude (X)

Le Saint-Jude est un sol sableux acide. Le drainage est très rapide; c'est le moins organique des trois sols à l'étude. Les analyses chimiques de l'eau de percolation démontrent des différences marquées avec les deux autres sols. Un bilan de sortie approximatif a été établi pour l'azote et la matière organique (tableau 17). Rappelons que les ajouts de purin étaient identiques pour les trois sols.

Comme nous l'avons mentionné précédemment, pour les sols Janvier et Kamouraska, les nitrates sont des bons indicateurs de l'ajout de purin au sol; ils proviennent de l'oxydation d'autres formes d'azote du purin. Cependant, l'acidité du sol Saint-Jude semble avoir arrêté la nitrification et, en conséquence, les taux de nitrates demeurent faibles dans les eaux de percolation. Par ailleurs, l'azote ne se trouvant guère sous forme ammoniacale, la volatilisation est certainement responsable de pertes importantes d'azote de ce système. Le phosphore réagit d'une façon différente de l'azote. Les eaux de percolation contiennent très peu de phosphore inorganique et ce pour la durée de l'expérience.

Bien que pour les sols J et K, la comparaison des charges de matière organique des eaux de percolation des sols témoins avec celles des

Tableau 17: Charges en azote ($N-NO_3$ et $N-NH_3$) et en carbone organique total (COT) recueillies dans les eaux de percolation pour les sols J, K et X.

Paramètre	Dose*	Sol J	Sol K	Sol X
$N-NO_3$	D1	1,7	0,2	0,2
(mg)	D2	60,2	7,1	0,2
	D3	95,6	24,7	0,2
	D4	130,0	19,3	0,3
$N-NH_3$	D1	0,1	0,1	0,1
(mg)	D2	0,4	0,1	0,2
	D3	0,2	0,1	0,1
	D4	1,9	0,1	0,1
C-COT	D1	40,6	196,5	87,5
(mg)	D2	64,5	28,1	71,0
	D3	60,0	28,8	80,0
	D4	76,7	36,8	73,5

* D1: 0 tonne.ha^{-1}.
D2: 28 tonnes.ha^{-1}.
D3: 56 tonnes.ha^{-1}.
D4: 112 tonnes.ha^{-1}.

eaux des colonnes ayant reçu du purin permette de déceler l'effet de l'ajout de purin, cette différence n'est pas évidente pour le sol Saint-Jude. Les caractéristiques chimiques des eaux de percolation de ce sol sableux sont assez stables pour les quatre doses. Le purin ne semble pas avoir eu d'effet sur l'eau de percolation. Dans le présent cas, il faut donc relier l'effet d'inhibition de la croissance des algues noté dans l'eau de percolation par rapport au milieu de contrôle 25% AAP au sol lui-même et non à un effet direct des éléments du purin (figure 13). Après la cinquième semaine, l'augmentation de la croissance dans les échantillons d'eau de percolation des sols ayant reçu du purin coïncide avec une concentration croissante de calcium (figure 14). La solubilisation du calcium peut résulter des différences de pH entre l'eau du sol témoin et l'eau en contact avec le purin.

À la figure 13, quelques points devient du schéma général de variation des PF. En examinant les concentrations d'ATP, on s'aperçoit que les variations temporelles données par ce paramètre diffèrent de celles du PF. On peut penser que l'ATP est surestimé à cause de la présence de bactéries attachées aux algues. D'ailleurs, la corrélation entre l'ATP et le PF (tableau 16) est meilleure que celle entre l'ATP et la chlorophylle. Dans les échantillons du sol Saint-Jude, l'ATP par cellule dosé au huitième jour est plus élevée lorsque les algues sont en phase stationnaire et en faible nombre (figure 15). Cet état favoriserait les bactéries car elles subiraient moins de compétition de la part des algues. Dans un milieu de culture synthétique, le taux d'ATP par cellule est plus élevé au début de la croissance et diminue pour atteindre de 1,3 à 1,6 x 10^{-8} µg après une semaine (tableau 18). Si un toxique comme le $CuSO_4$, est présent le dénombrement

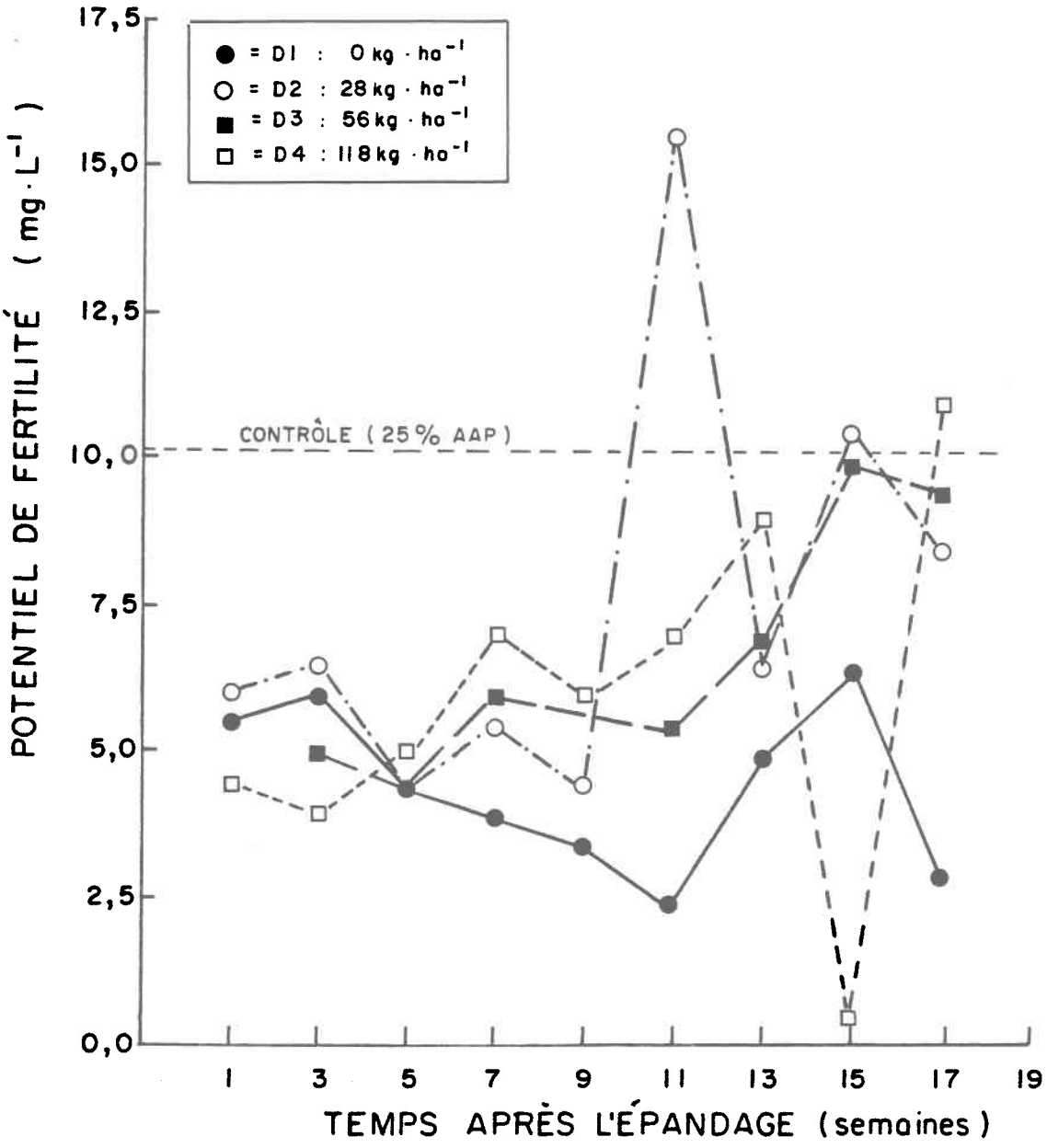

FIGURE 13: Potentiel de fertilité des eaux de percolation du sol Saint-Jude.

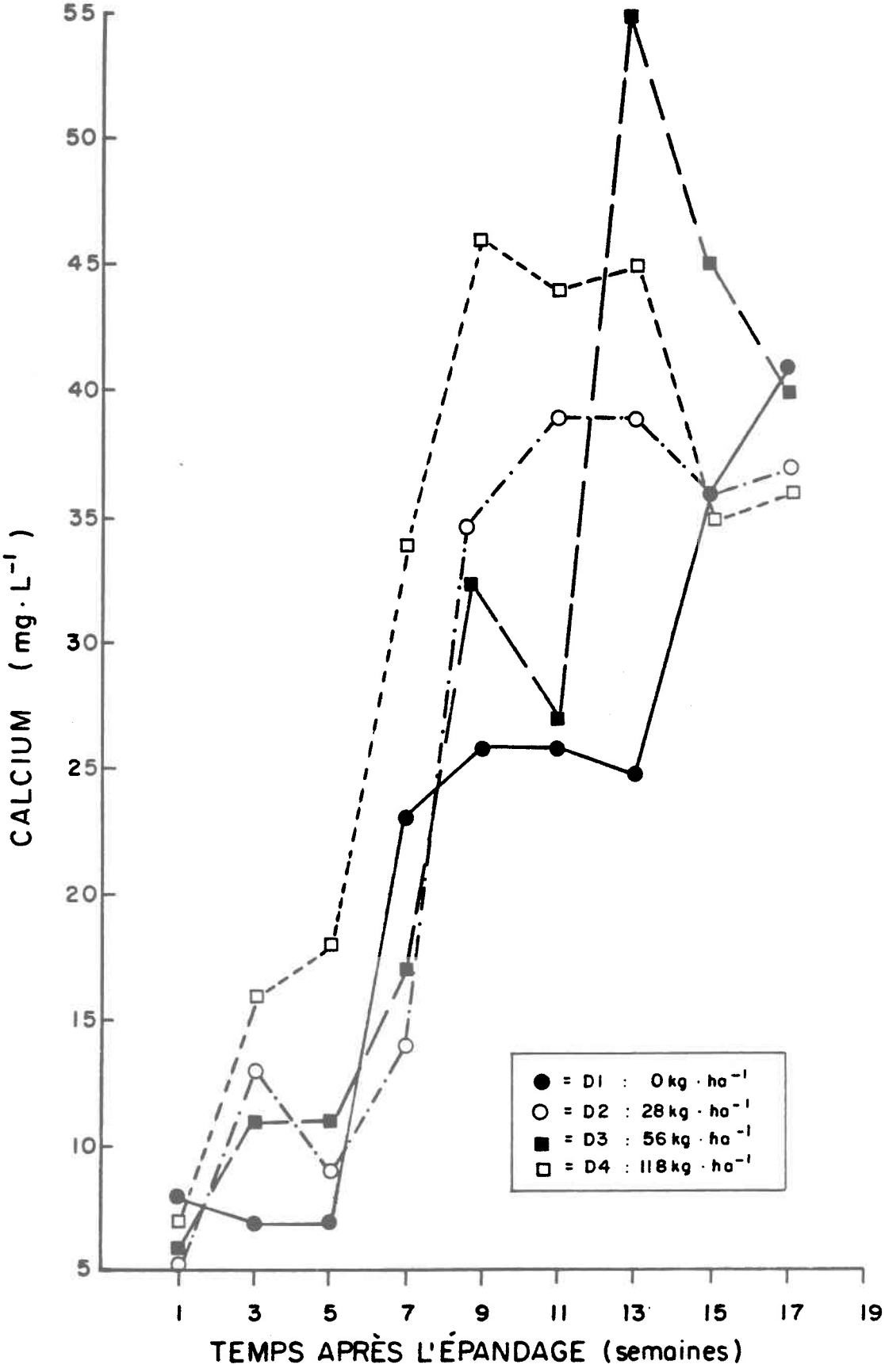

FIGURE 14: Variations des teneurs de calcium dans les eaux de percolation du sol Saint-Jude.

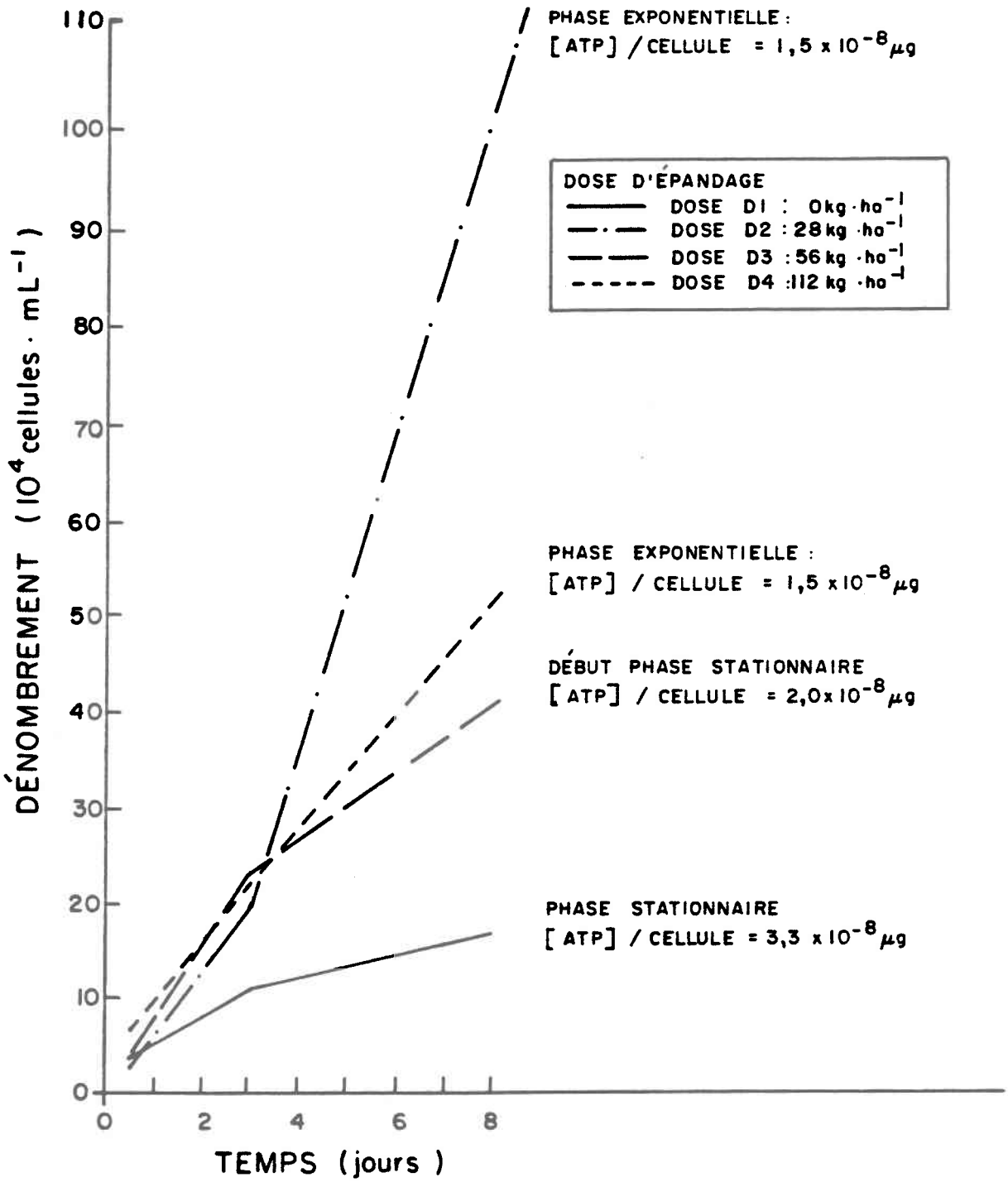

FIGURE 15: Relation entre le contenu cellulaire en adénosine triphosphate (ATP) et la phase de croissance des cultures dans les eaux de percolation du sol Saint-Jude.

Tableau 18: Contenu cellulaire en adénosine triphosphate (ATP) de culture de S. capricornutum à différentes phases de croissance

Milieu	Jour de croissance	ATP $\mu g.L^{-1}$	Dénombrement 10^6 cellule.L^{-1}	ATP 10^{-8} $\mu g.cellule^{-1}$
AAP	1	1,8	23	7,7
	4	65,0	1461	4,4
	7	64,8	4000	1,6
	14	69,4	4380	1,6
AAP + 8 $\mu g.L^{-1}$ $CuSO_4$	1	0,7	12	5,9
	4	16,7	177	9,4
	7	58,8	3300	1,8
	14	54,8	4500	1,2

et la quantité d'ATP sont affectés les premiers jours et deviennent normaux après une semaine.

En conséquence, en ce qui concerne le sol Saint-Jude, la présence possible de bactérie et l'influence douteuse du purin sur les eaux de percolation empêchent une étude plus approfondie des variations temporelles du PF et de l'effet de la matière organique.

Sommaire et conclusion

Pour combler certaines lacunes dans les connaissances sur la biodisponibilité des substances auxiniques ou toxiques présentes dans les eaux de percolation suite à l'épandage du purin de porc, une série de bio-essais avec l'algue Selenastrum a été entreprise avec les échantillons d'eau provenant de 3 types de colonnes de sol. Les principales conclusions sont données ci-dessous:

- L'effet toxique sur la croissance de S. capricornutum du purin brut est très marqué. Toutefois, lors d'une dilution importante à 0,1% de la concentration initiale, la toxicité est remplacée par un effet stimulateur.

- Les eaux de percolation des trois sols agricoles sont moins favorables à la croissance des algues que le milieu de contrôle AAP; la diminution de la croissance des algues dans les eaux de percolation provient probablement de la séquestration des éléments nutritifs, surtout du phosphore, par la matière organique.

- L'effet de l'ajout de purin diffère avec le type de sol (tableau 19). L'ajout de purin au loam sableux argileux (sol J) augmente la concentration des éléments dans le percolat et fait diminuer la croissance comparativement au sol sans purin. L'effet d'inhibition est plus prononcé à faibles qu'à fortes doses. L'ajout de purin à l'argile limoneuse (sol K) diminue les pertes de matière organique du sol et permet une croissance plus élevée que dans le témoin, mais pas tout à fait normale, car une certaine quantité de matière organique demeure dans l'eau. L'ajout de fortes doses de purin annule cet effet bénéfique pour la croissance. L'application de purin au sol sableux (sol X) ne semble pas modifier la qualité de l'eau de percolation.

- Suite aux expériences sur la dégradation de la matière organique, il ressort la possibilité qu'une autre substance toxique pourrait être présente dans le sol agricole, mais son effet deviendrait apparent lorsque la matière organique est détruite.

- Du côté des analyses chimiques, les nitrates s'avèrent un bon indicateur de l'application de purin dans les sols basiques, mais n'affectent pas la croissance des algues car, dans le milieu AAP, le phosphore est le facteur limitant. Dans le sol Janvier, les pertes de nitrates sont importantes et des taux jusqu'à 124 $mg.L^{-1}$ ont été observés ce qui dépasse la norme de qualité de l'eau. L'épandage de purin peut donc occasionner des problèmes de qualité de l'eau dans le cas où le type de sol favorise la nitrification. Le phosphore n'est pas présent en fortes concentrations sous forme inorganique dans les eaux de percolation; les formes organiques

Tableau 19: État récapitulatif des résultats acquis lors des expériences avec les colonnes de sol.

Paramètre	Loam sableux argileux	Argile limoneuse	Sable loameux
Sol			
pH	7,4	7,7	5,8
m.o. %	2,7	3,1	1,6
N %	0,13	0,23	0,13
P $kg.ha^{-1}$	74	148	105
Percolat (témoin)			
NO_3 mg $N.L^{-1}$	0,61	0,08	0,08
NH_3 mg $N.L^{-1}$	0,04	0,05	0,04
P_T mg $PO_4.L^{-1}$	0,02	0,10	0,13
P_i mg $PO_4.L^{-1}$	-	0,02	<0,02
Ca $mg.L^{-1}$	1,8	64	21
COT $mg.L^{-1}$	15	73	42
PF $mg.L^{-1}$	5,6	6,5	4,5
Effet de l'ajout de purin sur le percolat			
NO_3	+++ (semaine 9)	++ (semaine 11)	N.V.P.
NH_3	+	N.V.P.	N.V.P.
P_T		- (semaine 5)	
Ca	++ (semaine 7)	-	+
COT	++	- (semaine 5)	N.V.P.
PF	-	+ (28,56 $T.ha^{-1}$)	+
		N.V.P. (112 $T.ha^{-1}$)	

\+ augmentation.

\- diminution.

N.V.P.: ne varie pas.

pourraient être plus importantes. Les eaux de percolation ne stimulent donc pas la croissance de S. capricornutum.

- Du côté des bio-essais, le dénombrement s'est avéré adéquat pour évaluer la croissance après une semaine. Les teneurs en adénosine triphosphate ne peuvent être associées spécifiquement aux algues puisque les cultures utilisées n'étaient pas axéniques.

Pour déterminer l'impact de l'épandage du lisier de porc sur des eaux agricoles du Québec, les analyses chimiques permettent de détecter des niveaux élevés de substances reconnues comme nocives au bien-être de l'homme et de la faune et ce surtout dans le cas des nitrates. Toutefois, la croissance des algues ne peut être prédite uniquement à partir des analyses chimiques car les effets synergétiques ou antagonistes entre les différents paramètres sont difficiles à établir. Dans cette étude, les bio-essais ont permis de mettre en évidence le rôle important des composés organiques dans l'inhibition de la croissance des algues. Ainsi, il reste à identifier, caractériser et établir la source de ces composés organiques et à comprendre leurs évolutions suite à l'épandage.

De plus, afin d'augmenter la fiabilité des réponses par rapport à l'écologie des milieux aquatiques, des bio-essais sur les eaux de drainage agricole devraient être effectués avec les espèces indigènes qui colonisent les systèmes aquatiques qui reçoivent ces eaux de drainage. Ces expériences réalisées dans des conditions s'apparentant mieux avec celles du milieu

naturel permettraient d'obtenir des réponses à caractère plus écologique vis-à-vis des impacts des épandages sur le milieu aquatique et ceci pour des conditions différentes de composition du purin, de méthode d'entreposage, de taux d'application, de type de culture, de composition du sol et de capacité hydraulique du sol.

Déjà, cette étude a permis de démontrer l'importance du type de sol dans la détermination de la qualité des eaux de drainage après un épandage. Actuellement la prise de décision en gestion des déchets animaux telle que l'établissement des normes d'épandage, ne tient pas compte des types de sol. L'utilisation d'une norme universelle pour l'épandage se doit d'être réévaluée si un contrôle et une diminution de la pollution agricole des eaux sont souhaités.

Références bibliographiques

AGRICULTURAL RESEARCH COUNCIL (1976).

"Studies on farm livestock wastes". A.S. Fost (Chairman) Powage Press, England, 156p.

ALEXANDER, D.G., SUPEENE, K.J., CHU, B.C. et H.D. MACIOROWSKI. (1977).

"The lethal and sublethal effects of secondary-treated sewage effluent on various fish and invertebrates". Ministère de l'Environnement, Service des pêches et des sciences de la mer, Direction de la recherche et développement, Ottawa, rapport technique no 709, 21 pp.

AZEVEDO, J. et P.R. STOUT. (1974).

"Farm animal manures". Manual 44, University of California, Agr. Exp. Stat. Davis, California, U.S.A.

AZOZ, Y. et J.C. GOLDMAN. (1982).

"Free ammonia inhibition of algal photosynthesis in intense cultures". Appl. Environ. Microbiol., 43(4):735-739.

BAKER, J.L., CAMPBELL, K.L., JOHNSON, H.P. et J.J. HANWAY. (1975).

"Nitrate, phosphorus and sulfate in subsurface drainage water". J. Environ. Qual., 4(3): 406-412.

BELAMIE, R. (1978).

"Transfert des fertilisants vers les eaux de surface dans un petit bassin versant agricole". Verh. Internat. Verein. Limnol., 20: 1503-1508.

BERNARD, C. (1981).

"Production animale et pollution de l'eau". Présenté au Conseil des producteurs animales du Québec. Comité ad hoc sur l'eau, 25 p.

BERNIER, P.J. (1981).

"Entrepôt à lisier de porcs". Dans: Proceedings of the workshop of swine manure management technologies. F.R. Hore (ed.) Agriculture Canada, p. 50-71.

BOBÉE, B., CLUIS, D., GOULET, M., LACHANCE, M., POTVIN, L. et A. TESSIER. (1977).

"Évaluation du réseau de la qualité des eaux, analyse et interprétation des données de la période 1967-1975". INRS-Eau, rapport scientifique No 78, Québec, 129 p.

BOLTON, E.F., AYLESWORTH, J.W. et F.R. HORE. (1970).

"Nutrient losses through tile drains under three cropping systems and two fertility levels on a Brookstone Clay Soil". Can. J. Soil Sci., 50, 275-279 p.

BOORMAN, C.V. (1977).

"Land application of swine waste residue for integrated crop production". In: Food fertilizer and agricultural residues. R. Loehr (ed.) Ann Arbor Science Publishers, Ann Arbor, 605-620 p.

BOSSHART, J. (1977).

"Comparison of ammonium nitrate versus manure nitrogen on corn growth". Unpublished, M.Sc. thesis, McGill University, Montreal.

BOUDREAU, J. (1979).

"Impact des pratiques d'élevages intensifs sur la qualité des cours d'eau". Ministère de l'Environnement du Québec, 120 p.

BRADY, N.C. (1974).

"The nature and properties of soils". 8e edition. MacMillan Publishing Co. New York.

BRADSHAW, V.R. (1970).

"Comparaison of surface-active agents". Process. Biochem., 5: 19-20.

BRAEKKE, F. H. (ed.) (1976).

"Impact of acid precipitation on forest and fresh-water ecosystems in Norway". SNSF. Project, Research Report 6:76, Oslo: 111 p.

BREZONICK, P.L., BROWNE, F.X. et J.L. FOX. (1975).

"Application of ATP to plankton biomass and bioassay studies". Water Res., 9: 155-162.

BRINGMANN, G. et R. KUHN. (1959).

"The toxic effect of wastewater on aquatic bacteria, algae and small crustaceans". Gesundh. Ing., 80: 115-120.

BROADBENT, F.E. et A.B. CARLTON. (1978).

"Field trials with isotopically labeled nitrogen fertilizer". In: Nitrogen in the Environment, Nielson, D.R. and MacDonald, J.G. (eds). Academic Press, New York, p. 1-41.

BROWN, K.W., THOMAS, J.C. et J.F. SLOWEY. (1983).

"The movement of metals to soil in sewage effluent". Water Air Soil Pollut., 19: 43-54.

BUREAU DE LA STATISTIQUE DU QUEBEC. (1980).

"Bovins, Ovins". Québec, 4 p.

CABRIDENC, R. et I. CHOUROULINKOV. (1977).

"Tests biologiques d'évaluation d'effets toxiques de substances chimiques dans l'environnement". Ministère de la qualité de la vie, France.

CAMPBELL, P.G.C., CLUIS, D. et P. COUTURE. (1982).

"Transformation de la qualité d'une même eau de rivière lors de son séjour dans deux réservoirs différents: a) le lac Boivin et b) la réserve de Granby". Québec, Canada. Canadian Water Resources Journal, vol. 7, no 1: 127-150.

CAMPBELL, P.G.C., BISSON, M., BOUGIE, R., TESSIER, A. et J.P. VILLENEUVE (1983).

"Speciation of Aluminum in Acidic Freshwaters". Anal. Chem., 55: 2246-2252.

CANADIEN ANIMAL WASTE MANAGEMENT GUIDE COMITTEE. (1972).

"Canada animal waste management guide", 32 p.

CHIAUDANI, G et M. VIGHI. (1978).

"The use of Selenastrum capricornutum batch cultures in toxicity studies. Mitt. Internat. Verein. Limnol., 21: 316-329.

CIRAVOLO, T.G., MARTENS, D.C., HALLOCK, D.L., COLLINS, E.R., KORNEGAY, E.T. et H.R. THOMAS. (1979).

"Pollutant movement to shallow groundwater tables from anaerobic swine waste lagoons". J. Environ. Qual., 8(1): 126-130.

CLAESSON, A. et A. FORSBERG. (1978).

"Algal assay procedure with one or five species. Mini test". Mitt. Internat. Verein. Limnol., 21: 21-30.

CLOUTIER, C., VISSER, S.A. et H. ANTOUN. (1983).

"Étude de quelques propriétés chimiques et microbiologiques du lisier de porcs sous forme brute et compostée en vue de pouvoir évaluer son potentiel fertilisant". Rapport pour le Conseil de recherches et services agricoles du Québec, 107 p.

CLUIS, D. et H. DUROCHER. (1976).

"Étude intégrée de la qualité des eaux des bassins versants des rivières St-François et Yamaska". Vol 3. Secteur du modèle d'apports. Ministère des Richesses naturelles, Direction générale des eaux. Service de la qualité des eaux et Université du Québec, INRS-Eau, 105 p.

CLUIS, D. et A. JAOUICH. (1981).

"Théorie et application au Québec d'un procédé thermophile aérobique de traitement de lisier de porcs: le procédé Fuchs". Colloque sur les eaux usées. Environnement Canada, 19 p.

CONSEIL CONSULTATIF DE L'ENVIRONNEMENT. (1981).

"Biomasse, énergie et environnement". Gouvernement du Québec, Ministère de l'Environnement, 132 p.

COUTURE, P. (1981).

"Contribution de bio-essais avec algues pour l'étude des impacts environnementaux en eaux douces". Université Paul Sabatier, thèse de doctorat de 3e cycle, France, 128 p.

COUTURE, P., VAN COILLIE, R., CAMPBELL, P.G.C. et C. THELLEN. (1982a).

"Le phytoplancton, un réactif biologique sensible pour détecter rapidement la présence de toxiques. Compte rendu du Colloque International d'Écotoxicologie, 17-19 novembre 1981, France. Dans: Les colloques de l'INSERM: Les tests de toxicité aiguë en milieu aquatique, INSERM, 106: 255-272.

COUTURE, P., SHOENERT, R et R. VAN COILLIE. (1982b).

"Détermination et caractérisation de la fertilité et de la toxicité potentielles de quelques rivières transfrontalières Canada/États-Unis". Rapport pour Environnement Canada, Ministère des Approvisionnements et Services, 37 p.

CULLEY, J.L.B., PHILLIPS, P.A., HORE, F.R. et N.K. PATNI. (1981).

"Soil chemical properties and removal of nutrients by corn resulting from different rates and timing of liquid dairy manure applications". Can. J. Soil Sci., 61: 35-46.

DIONNE, J.L. (1978).

"Les engrais chimiques et la qualité de l'environnement". Dans: L'agriculture contribue à la qualité de l'environnement. Agriculture Québec, p. 11-19.

ELORANTA, V. et O. LAITINEN. (1982).

"The usefulness of the Selenastrum capricornutum algal assay to evaluate the toxic effects of pulp and paper mill effluents in lake water algal assays on recipient waters of some pulp and paper mills in central Finland". Vatten, 38: 317-331.

FOEHRENBACH, J. (1971).

"Eutrophication". J. Water Pollut. Control Fed., 43(6): 1191-1202.

FORSBERG, C., RYDING, S.O, CLAESSON, A. et A. FORSBERG. (1978).

"Water chemical analyses and/or algal assays? Sewage effluent and polluted lake water studies". Mitt. Int. Ver. Limnol., 21: 352-363.

GAUQUELIN, M. (1979).

"L'invasion porcine". Québec Science, février, p. 16-21.

GERRITSE, R.G. (1976).

"Phosphorus compounds in pig slurry and their retention in the soil". In: Utilization of manure by land spreading, a seminar on the EEC programme of co-ordination of research on effluents organized by the Instituto Sperimentale Agronomico, Modena, Italy, p. 257-266.

GOUIN, D. et D. MALO. (1977).

"Étude de la qualité générale de l'eau". Comité d'étude sur le fleuve Saint-Laurent, rapport technique No 11, 363 p.

GREENE, J.C., MILLER, W.E. et T. SHIROYAMA. (1975a).

"Utilization of algal assays to assess the effects of municipal, industrial and agricultural wastewater effluents upon phytoplankton production in the Snake River system". Water Air Soil Pollut., 4: 415-434.

GREENE, J.C., SOLTERO, R.A., MILLER, W.E., GASPERINO, A.F. et T. SHIROYAMA. (1975b).

"The relationship of laboratory algal assays to measurements of indegenous phytoplancton in Long lake, Washington". Dans: Biostimulation and Nutrient Assessment, Proceedings of a Workshop held at Utah State University. Sept. 1975, PRWG 168-1, pp.93-126.

GREENE, J.C., MILLER, W.E., SHIROYAMA, T., SOLTERO, R.A. et K. PUTNAM. (1978).

"Use of laboratory cultures of Selenastrum, Anabaena and the indigenous isolate Sphaerocystis to predict effects of nutrient and zinc interactions upon phytoplankton growth in Long lake, Washington. Mitt. Int. Ver. Limnol., 21: 372-384.

GREENBERG, A.E., CONNORS, J.J. et D. JENKINS (eds). (1980).

"Standard methods for the examination of water and wastewater, 15e edition. APHA, Washington, 874 pp.

GUY, R.D. et A. ROSSKEAN. (1980).

"Algae as a chemical speciation monitor - I A comparison of algal growth and computer calculated speciation". Water Res., 14: 891-899.

HARMON, L. et E.R. DUNCAN. (1978).

"Summary of a technical assessment of non point pollution in Iowa". Iowa State University, Iowa, 36 pp.

HARVEY, H.H., PIERCE, R.C., DILLON, P.J., KRAMER, J.R. and D.M. WHELPDALE. (1981).

"Acidification dans l'environnement aquatique au Canada: critères scientifiques pour évaluer les effets du dépôt acide sur les écosystèmes aquatiques". Conseil national de recherches du Canada, Comité associé sur les critères scientifiques concernant l'état de l'environnement. CNRC no 18476, Ottawa, 377 p.

HILL, A.R. et W.P. McCAGUE. (1974).

"Nitrate concentrations in streams near Alliston, Ontario, as influenced by nitrogen fertilization of adjacent fields". J. Soil Wat. Conserv., sept-oct, 217-220 p.

JACKSON, T.A. et R.E. HECKY. (1980).

"Depression of primary productivity by humic matter in lake and reservoir waters of the Boreal Forest Zone". Can. J. Fish. Aquat. Sci., 37: 2300-2317.

JOHNSON, A.H., BOULDIN, D.R., GOYETTE, E.A. et A.M. HEDGES. (1976).

"Phosphorus loss by stream transport from a rural watershed: Quantities, processes and sources". J. Environ. Qual., 5(2): 148-157.

KOHEN, E. (1970).

"La pollution de l'eau de surface d'origine agricole". Agriculture, 15-18 p.

KOLKWITZ, R. (1951).

"Oekologie der Saprobien. Uber die Bezeihungen der Wasserorganismen zur Unwelt. Schriftenreihe des Vereins für Wasser -, Boden -, und Lufthygiene Berlin-Dahlem / Gegründetim Jahre 1902. Herrausgege ben im Auffrage des Vereins für Wasser -, Boden - und Lufthygiene van Prof. Dr. Etiegs, Nry, 64 p.

LEE, C.C., HARRIS, R.F., SYERS, J.K. et D.E. ARMSTRONG. (1971).

"Adenosine triphosphate content of Selenastrum capricornutum". Appl. Microbiol., 21(5): 957-958.

LEE, F., RAST, W. et A. JONES. (1978).

"Eutrophication of water bodies: insights for an age-old problem". Environ. Sci. Technol., 12(8): 900-908.

LEISCHMAN, A.A., GREENE, J.C. et W.E. MILLER. (1979).

"Bibliography of litterature pertaining to the genus Selenastrum". Environmental Research Laboratory Corvallis, US EPA, Corvallis, 199 p.

MACIOROWSKI, A.F., LITTLE, L.W., RAYNOR, L.F., SIMS, R.C. et J.L. SIMS. (1983).

"Bioassays - procedures and results". J. Water Pollut. Control Fed., 55(6): 810-816.

MARRIOTT, L.F., BARTLET, H.D. et M.J. GREEN. (1977).

"Effect of manure on plant growth and nitrate N in soil water". In: Food fertizer and agricultural residues. R. Loehr (ed). Ann Arbor Science Publishers, Ann Arbor, 727 p.

MARTEL, Y. et J. ZIZKA. (1978).

"Fumiers et la qualité de l'environnement". Dans: L'agriculture contribue à la qualité de l'environnement. Agriculture Québec, 20-25 p.

MASSÉ, J. (1981).

"Les élevages intensifs et la pollution des sources d'eau potable". Conférence de l'ordre des médecins vétérinaires du Québec, Montréal, 22 p.

McCALLA, T.M. et F.G. VIETS. (1969).

"Chemical and microbial studies of wastes from beef cattle feedlots". Proc. Pollution Research Symposium, Univ. of Nebraska, Nebraska.

MILDE, G. et H.U. MOLLWEIDE. (1975).

"Dangers of pollution from manuring in shallow aquifers". In: Ground water Pollution Symposium. Proceedings of the Moscow Symposium. IAHS. Publ. 103: 85-95.

MILLER, P.L. et A.F. MACKENZIE. (1978).

"Effects of manure, ammonium nitrate and S-coated urea on yield and uptake of N by corn and on subsequent inorganic N levels in soils in Southern Quebec". Can. J. Soil Sci., 58: 153-158.

MILLER, W.E., GREENE, J.C. et T. SHIROYAMA. (1978).

"The Selenastrum capricornutum Printz algal assay bottle test". EPA, Corvallis, Oregon, USA, 126 p.

MINER, J.R. et T.L. WILLRICH. (1970).

"Livestock operations and field spread manure as sources of pollutants". In: Agricultural practices and water quality. T.L.W. Willrich and G.E. Smith (Eds). Iowa State University Press, Iowa, pp. 231-240.

MITCHELL, D. et J.C. BUZZELL. (1971).

"Estimating eutrophic potential of pollutants". J. Sanit. Eng. Div., Proceedings Amer. Soc. Civil Eng., 97: 453-465.

OVERCASH, M.R. et al. (1975).

"Swine production and waste management: State of the Art". In: Managing livestock wastes. Proc of the 3rd Intl. Symp. on Livestock Waste. University of Illinois Urbana, Champaign. Illinois, April 1975, 631 p.

PAERL, H.W. et M.T. DOWNES. (1978).

"Biological availability of low versus high molecular weight reactive phosphorus". J. Fish. Res. Board Can., 35: 1639-1643.

PALMER, C.M. (1977).

"Algae and water pollution". Municipal Environmental Research Laboratory, USEPA, Ohio, 132 p.

PESANT, A. (1978).

"L'agriculture contribue à la qualité de l'environnement". Agriculture Québec, p. 18.

PIPES, W.O. (1961).

"Algae growth rate". Water Sewage Works, 176 p.

PRAKASH, A. et M.A. RASHID. (1968).

"Influence of humic substances on the growth of marine phytoplankton: dinoflagellates". Limnol. Oceanog., 13: 598.

RAI, L.C., GAUR, J.P. et H.D. KUMAR. (1981).

"Phycology and Heavy metal pollution". Biol. Rev., 56: 99-151.

REHNBERG, B.G., SCHUTLZ, D.A. et R.L. RASCHKE. (1982).

"Limitations of electronic particle counting in reference to algal assays". J. Water Pollut. Control Fed., 54(2): 181-186.

SACHDEV, D.R. et N.L. CLESCERI. (1978).

"Effects of organic fractions from secondary effluent on Selenastrum capricornutum (Kutz). J. Water Pollut. Control Fed., 50: 1810-1820.

SAUNDERS, G.W. (1957).

"Interrelations of dissolved organic matter and phytoplankton". Bot. Rev., 23: 389.

SCHEPERS, J.S., VAVRICKA, E.J., ANDERSEN, D.R., WITTMUSS, H.D. et G.E. SCHUMAN. (1980).

"Agricultural runoff during a drought period". J. Water Pollut. Control Fed., 52(4): 711-719.

SIMARD, G. (1977).

"Étude hydrogéologique sur la protection des eaux souterraines à Saint-Roch de l'Achigan, comté de l'Assomption". Ministère des Richesses naturelles, Service des Eaux Souterraines, rapport No 946, 10 p.

STEWART, A.J. et R.G. WETZEL. (1981).

"Dissolved humic materials: photodegradation, sediment effects, and reactivity with phosphate and calcium carbonate precipitation. Arch. Hydrobiol., 92(3): 265-286.

SUTTON, A.L., NELSON, D.W., MAYROSE, V.B. et J.C. NYE. (1978).

"Effects of liquid swine waste applications on corn yield and soil chemical composition". J. Environ. Qual., 7: 325-333.

TAIGANIDES, E.P. et T.E. HAZEN. (1966).

"Properties of farm animal excreta". Trans Am. Soc. Agric. Engs., 9: 374-376.

THOMAS, G.W. et J.D. CRUTCHFIELD. (1974).

"Nitrate-nitrogen and phosphorus contents of streams draining small agricultural watersheds in Kentucky". J. Environ. Qual., 3: 46.

TISON, D.L. et A.J. LINGG. (1979).

"Dissolved organic matter utilization and oxygen uptake in algal-bacterial microcosms". Can. J. Microbiol., 25(11): 1315-1320.

TOERIEN, D.F., HUANG, C.H., RADIMSKY, J., PEARSON, E.A. et J. SCHERFIG. (1971).

"Final report provisional algal assay procedures". Water Quality Office, EPA, 211 p.

TOERIEN, D.F. et D.J. STEYN. (1973).

"Application of algal bioassays in eutrophication analyses". South African J. Sci., 69: 79-82.

TOKARZ, M.B., SCHULTE, D.D. et G.E. LALIBERTÉ. (1979).

"Characterization and assessment of non-point source pollution". Environment Canada, I.W.D. University of Manitoba, Manitoba, 242 p.

TOWNSHED, A.R., REICHERT, K.A. et J.H. NODWELL. (1969).

"Water pollution control facilities for farm animal wastes in the Province of Ontario". In: Cornell Agr. Waste Management conf. Syracuse, New York.

USDA et EPA. (1975).

"Control of water pollution from cropland". Vol 1, A manual for guideline development, 111 p.

VAN COILLIE, R., COUTURE, P. et S.A. VISSER. (1983).

"Use of algae in aquatic ecotoxicology". In: Aquatic Toxicology, J.O. Nriagu (ed.), John Wiley and Sons Inc. pp. 487-502.

WHITE, E. et G. PAYNE. (1980).

"Distribution and biological availability of reactive high molecular weight phosphorus in natural waters in New Zealand". Can. J. Fish. Aquat. Sci., 37: 664-669.

WILLRICH, T.L. (1969).

"Properties of tile drainage water". Completion report project A-013-IA, Iowa State Water Res. Inst., Iowa State University, Ames Iowa, 39 p.

Annexe 1

Légendes

temps	:	nombre de semaines après l'épandage
dose	:	dose de fumier appliquée sur les colonnes de sol
D1	:	dose de 0 $kg.ha^{-1}$
D2	:	dose de 28 $kg.ha^{-1}$
D3	:	dose de 56 $kg.ha^{-1}$
D4	:	dose de 112 $kg.ha^{-1}$
contrôle	:	fiole contenant le milieu 12% ou 25% AAP
*	:	après irradiation à l'ultraviolet
série J	:	série des eaux de percolation du sol Janvier
série K	:	série des eaux de percolation du sol Kamouraska
série X	:	série des eaux de percolation du sol Saint-Jude
0	:	absence de données
.01 pour Cu, Fe, Mn	:	concentrations égales ou inférieures à 0,01

Annexe 1A: Potentiel de fertilité ($mg.L^{-1}$).

dose / temps	D1	D1*	D2	D2*	D3	D3*	D4	D4*	CONTROLE
Série J 1	2.7	16.2	4.5	23.2	2.8	21.5	.3	.2	3.8
3	4.7	3.7	1.2	7.5	1.0	.4	1.5	9.4	.0
5	1.3	.7	.0	.0	1.0	.4	1.3	8.4	.9
7	2.0	10.7	.8	2.6	.8	4.1	1.2	2.8	.0
9	.0	7.4	1.8	.3	.9	6.8	2.6	4.2	.8
11	2.2	3.3	.8	4.0	1.9	1.8	1.8	1.5	4.5
13	5.7	.8	.9	5.1	1.2	4.8	3.0	3.6	6.6
15	12.7	11.2	1.5	26.2	1.1	25.1	4.5	7.3	9.2
17	5.0	.5	2.2	12.3	.8	11.2	2.1	13.1	8.4
Série K 1	8.5	24.7	7.6	14.3	7.2	14.8	7.8	15.5	17.1
3	9.5	18.1	7.6	16.1	11.1	15.8	6.6	4.4	12.8
5	5.8	21.5	5.4	13.3	4.5	11.5	7.5	13.1	14.2
7	5.8	20.5	6.0	11.8	4.6	12.2	20.1	2.5	13.6
9	4.7	19.8	10.7	10.3	16.9	.1	8.3	11.4	17.3
11	4.3	17.4	10.2	10.9	9.5	10.2	4.6	5.9	11.7
13	8.3	3.4	9.6	10.8	10.2	9.5	3.6	9.6	9.5
15	5.5	9.6	9.4	14.8	14.4	23.1	6.5	7.8	13.9
17	6.1	6.5	10.5	13.5	.0	1.4	5.2	8.8	17.1
Série X 1	5.4	14.4	6.0	16.2	.0	13.9	4.7	15.5	11.1
3	6.0	18.1	6.6	12.6	5.1	22.4	4.2	6.6	7.4
5	4.3	16.9	4.8	19.0	4.4	12.5	5.2	19.7	10.4
7	3.8	1.6	5.4	12.2	5.8	7.0	7.2	5.2	11.3
9	3.7	2.0	4.6	9.9	15.4	1.2	6.2	11.3	.0
11	2.3	6.8	15.3	2.0	5.6	12.2	7.0	7.8	10.9
13	5.2	5.7	6.6	6.2	7.0	3.4	9.2	7.1	8.9
15	6.7	.3	10.3	12.9	9.9	.0	.3	.5	6.8
17	3.1	6.5	8.6	10.4	9.6	8.8	11.1	6.8	.0

Annexe 1B: Adénosine triphosphate ($10^{-2}\mu g.mL^{-1}$).

dose / temps	D1	D1*	D2	D2*	D3	D3*	D4	D4*	CONTROLE
Série J 1	.36	1.56	.72	2.76	.83	3.24	.09	.06	.50
3	.22	.51	.31	.91	.55	.21	.34	1.26	.00
5	.29	.26	.00	.00	.35	.21	1.88	.18	.20
7	.45	1.24	.26	.30	.29	.55	.20	.60	.00
9	1.05	.75	.17	.15	.14	2.04	.36	.65	.16
11	.18	.45	.11	.50	.40	.57	.40	.00	.30
13	.77	.22	.28	.80	.27	.78	.31	.28	.60
15	1.75	.00	.19	.00	.30	.00	1.67	.00	.00
17	.86	.11	.34	1.91	.22	1.57	.50	1.58	1.05
Série K 1	1.49	7.95	2.85	4.35	1.34	5.40	2.38	14.15	1.80
3	1.41	2.22	.80	1.58	1.13	2.10	.46	1.91	1.31
5	.41	2.48	.64	1.61	.42	1.44	.58	1.76	1.23
7	.90	3.24	.98	1.64	.78	1.60	.91	1.26	1.49
9	.62	2.49	1.32	1.44	1.50	.05	1.29	1.48	1.58
11	.58	1.87	1.13	1.03	1.16	1.31	.37	1.15	1.05
13	1.02	.76	1.03	1.18	.80	1.08	.26	1.39	.90
15	.78	1.88	.87	1.44	1.24	3.16	.85	.70	1.23
17	.68	2.14	1.03	1.48	.00	.11	.47	1.39	1.62
Série X 1	1.12	3.25	1.13	4.58	.00	3.22	.87	3.78	.55
3	1.14	.91	1.21	.91	.88	1.21	.54	.70	.00
5	.59	2.48	.53	2.73	.79	1.39	1.02	2.04	1.03
7	1.01	1.97	.43	1.58	.56	1.18	.73	1.38	1.15
9	.71	1.15	.68	.69	.90	.20	.64	1.38	.00
11	.56	.63	1.74	2.61	.83	1.02	.75	1.47	1.03
13	.75	2.16	.78	2.06	.64	1.39	.74	1.48	.00
15	.67	.05	1.45	2.31	1.33	.00	.14	.00	.66
17	.82	1.56	1.45	2.25	1.42	2.18	1.45	2.13	.00

Annexe 1C: Adénosine triphosphate par cellule ($10^{-8}\mu g$).

dose / temps	D1	D1*	D2	D2*	D3	D3*	D4	D4*	CONTROLE
Série J 1	1.70	1.10	2.00	1.40	3.30	1.80	3.80	3.00	1.80
3	.54	1.46	2.81	1.26	5.30	5.02	2.90	1.70	.00
5	2.41	4.45	.00	.00	4.29	6.41	26.20	.24	2.89
7	3.00	1.57	4.34	1.66	3.75	1.66	1.98	2.45	.00
9	.95	1.50	1.29	6.02	1.60	4.60	1.84	2.09	2.64
11	1.50	3.00	2.70	1.90	1.10	2.70	1.80	.00	.90
13	1.50	3.00	3.10	3.20	1.90	4.10	1.40	1.50	1.10
15	1.90	.00	1.80	4.42	3.00	5.51	2.90	4.70	.00
17	1.96	2.82	1.93	2.52	2.67	2.77	3.12	2.02	1.74
Série K 1	2.40	2.60	3.00	2.50	2.50	2.90	2.50	7.40	1.40
3	2.00	1.70	1.40	1.30	1.40	1.80	1.00	5.80	1.40
5	1.00	1.60	1.60	1.60	1.30	1.70	1.00	1.80	1.20
7	2.10	2.10	2.20	1.90	2.30	1.80	1.00	6.80	1.50
9	1.80	1.70	1.70	1.90	1.20	2.10	2.10	1.70	1.20
11	1.80	1.40	1.50	1.30	1.60	1.70	1.10	2.60	1.20
13	1.70	2.90	1.40	1.50	1.10	1.50	1.00	2.00	1.30
15	1.90	2.70	1.30	1.30	1.20	1.80	1.80	1.20	1.20
17	1.50	4.40	1.30	1.50	.00	1.00	1.20	2.10	1.30
Série X 1	3.00	2.30	2.50	2.60	.00	2.40	2.40	2.10	.70
3	2.30	.70	2.20	1.00	2.20	1.00	1.70	1.40	.00
5	1.80	2.00	1.50	1.90	2.40	1.60	2.70	1.40	1.30
7	3.60	1.60	1.10	1.70	1.30	2.30	1.40	3.60	1.40
9	2.60	7.72	2.00	1.00	.76	3.08	1.40	1.60	.00
11	3.30	1.30	1.50	1.70	2.00	1.10	1.50	2.60	1.30
13	1.90	5.10	1.60	4.40	1.20	5.40	1.10	2.80	.00
15	1.30	2.60	1.90	2.40	1.80	.00	7.30	.00	1.30
17	3.60	3.30	2.30	2.90	2.00	3.30	1.80	4.20	.00

Annexe 1D: Chlorophylle ($10^{-2}\mu g.mL^{-1}$).

dose / temps	D1	D1*	D2	D2*	D3	D3*	D4	D4*	CONTROLE
Série J 1	.5	12.6	6.4	10.3	6.3	9.3	.3	.1	3.5
3	.3	1.1	.2	3.5	.6	.2	.5	9.5	.0
5	.6	.5	.0	.0	.2	.1	9.5	.0	.6
7	.1	2.9	1.6	3.0	1.2	2.8	.4	1.4	.0
9	.2	5.0	.4	.4	.2	9.4	.5	2.4	.8
11	.1	2.0	.1	1.7	1.2	1.5	.5	1.0	2.3
13	6.6	.6	.1	3.5	.2	5.6	.5	6.9	5.3
15	6.3	.0	.3	38.3	.5	45.1	13.4	25.1	7.8
17	2.6	.1	1.0	4.6	.2	5.4	1.6	.0	5.1
Série K 1	.7	28.0	1.0	12.9	1.5	1.4	1.6	56.0	19.7
3	1.8	7.8	.8	4.7	1.3	14.6	1.4	2.8	2.8
5	.4	27.9	.5	2.6	.3	8.5	1.4	8.9	18.4
7	.9	3.3	.9	3.9	1.0	1.7	.8	1.4	7.1
9	.4	13.8	3.7	2.9	1.4	.0	9.1	9.8	12.9
11	.8	18.0	13.8	9.5	6.8	12.3	2.2	3.3	13.1
13	1.3	10.4	18.4	10.5	13.7	2.7	.9	11.6	3.3
15	1.0	1.9	.8	3.4	4.7	12.3	1.0	2.1	5.8
17	1.0	.8	3.3	2.3	.0	.4	.5	1.0	18.5
Série X 1	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0
3	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0
5	1.0	17.6	1.0	14.3	1.3	2.8	.7	7.3	10.0
7	.2	.1	.8	2.0	.4	.6	4.1	.9	11.9
9	.5	3.6	.9	1.8	.2	.7	2.2	2.7	.0
11	.4	.4	6.5	5.5	.2	7.8	1.9	1.8	10.9
13	1.1	3.3	.5	6.3	.5	10.0	.4	3.8	2.4
15	1.7	.1	1.5	9.6	6.5	.0	.1	.8	2.9
17	.9	2.5	.8	4.6	2.1	24.0	1.6	11.0	.0

Annexe 1E: Chlorophylle par cellule ($10^{-8}\mu g$).

dose / temps	D1	D1*	D2	D2*	D3	D3*	D4	D4*	CONTROLE
Série J 1	2.41	8.75	17.60	5.28	25.30	5.22	10.70	6.00	12.80
3	.60	3.00	1.60	4.80	6.20	5.40	3.90	12.70	.00
5	5.00	7.70	.00	.00	2.70	1.50	9.90	.00	6.20
7	.75	3.67	10.90	12.01	4.90	10.98	3.08	5.53	.00
9	.30	7.80	2.60	17.00	3.00	7.00	2.60	7.70	5.70
11	1.10	13.20	1.30	4.50	4.60	5.80	3.60	11.10	13.20
13	12.80	8.30	1.30	13.80	1.50	29.30	2.10	37.80	9.50
15	6.70	.00	2.50	19.10	5.10	19.90	23.40	30.50	10.40
17	6.20	3.70	5.40	6.10	3.00	9.60	10.20	.00	8.50
Série K 1	1.20	15.30	1.80	12.20	2.80	1.30	2.70	48.70	15.50
3	2.50	5.80	.80	3.90	1.60	12.40	2.70	8.60	2.70
5	.80	17.50	1.30	2.60	.80	10.00	1.40	9.10	17.50
7	2.00	2.20	1.90	4.50	3.00	1.80	.50	7.30	7.00
9	1.00	9.50	4.60	3.80	1.10	.00	14.70	11.60	10.10
11	2.50	13.90	18.20	11.70	9.60	16.30	6.30	8.00	15.10
13	2.10	40.20	25.80	13.20	18.10	3.80	3.30	16.30	4.60
15	2.40	2.70	1.10	3.00	4.30	7.00	2.00	3.70	5.60
17	2.20	1.50	4.20	2.30	.00	3.90	1.30	1.60	14.60
Série X 1	.00	.00	.00	.00	.00	.00	.00	.00	.00
3	.00	.00	.00	.00	.00	.00	.00	.00	.00
5	3.00	14.10	2.80	10.10	3.90	3.00	1.90	5.00	13.00
7	.80	1.20	2.00	2.20	.80	1.20	7.60	2.50	14.20
9	1.90	24.00	2.60	2.50	.20	1.00	4.80	3.30	.00
11	2.40	.80	5.80	3.60	4.80	8.60	3.60	3.10	13.50
13	2.90	7.90	1.00	13.60	.90	39.20	.60	7.20	3.60
15	3.50	.10	2.00	10.00	12.50	.00	5.30	2.10	5.80
17	3.70	3.00	1.20	6.00	3.00	36.80	1.90	21.70	.00

Annexe 1F: $N\text{-}NO_3$ ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

temps \ dose	D1	D2	D3	D4
Série J 1	.18	.25	.14	.14
3	1.11	.05	.11	.10
5	.10	.00	.13	.13
7	2.70	2.60	.09	.71
9	.15	7.93	34.00	29.80
11	.45	42.00	62.00	81.50
13	.53	61.90	76.50	116.40
15	.22	59.30	78.00	80.80
17	.11	27.70	68.20	123.60
Série K 1	.17	.11	.14	.09
3	.08	.06	.06	.05
5	.15	.09	.12	.04
7	.06	.50	.08	.04
9	.04	1.09	.01	.56
11	.00	1.88	3.70	1.82
13	.10	4.20	7.20	14.30
15	.05	6.80	32.00	12.50
17	.06	8.50	39.00	35.00
Série X 1	.10	.19	.00	.11
3	.10	.18	.00	.11
5	.14	.08	.10	.04
7	.04	.03	.05	.03
9	.10	.05	.02	.03
11	.04	.04	.04	.04
13	.14	.09	.04	.17
15	.04	.03	.02	.14
17	.11	.11	.08	.27

Annexe 1G: $N\text{-}NH_4$ ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

temps \ dose	D1	D2	D3	D4
Série J 1	.03	.02	.02	.03
3	.01	.01	.12	.03
5	.04	.00	.04	.16
7	.04	.28	.11	.10
9	.01	.12	.06	.03
11	.10	.36	.05	.07
13	.04	.18	.14	.12
15	.03	.23	.13	4.45
17	.02	.10	.13	1.19
Série K 1	.04	.03	.03	.03
3	.04	.03	.03	.05
5	.03	.02	.03	.03
7	.04	.03	.04	.03
9	.04	.02	.01	.03
11	.04	.03	.05	.10
13	.06	.02	.05	.04
15	.08	.03	.04	.10
17	.07	.05	.05	.04
Série X 1	.03	.04	.00	.03
3	.03	.04	.00	.03
5	.04	.06	.05	.05
7	.06	.07	.06	.08
9	.05	.05	.02	.04
11	.02	.09	.06	.06
13	.05	.05	.08	.05
15	.03	.03	.03	.03
17	.06	.05	.03	.02

Annexe 1H: Phosphore inorganique ($mgP.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

temps \ dose	D1	D2	D3	D4
Série J 1	.000	.000	.000	.000
3	.000	.000	.000	.000
5	.000	.000	.000	.000
7	.000	.000	.000	.000
9	.000	.000	.000	.000
11	.000	.000	.000	.000
13	.000	.000	.000	.000
15	.000	.000	.000	.000
17	.000	.000	.000	.000
Série K 1	.006	.004	.004	.004
3	.004	.004	.006	.004
5	.004	.004	.004	.004
7	.010	.004	.004	.004
9	.004	.004	.000	.004
11	.006	.004	.004	.004
13	.004	.004	.004	.004
15	.006	.004	.004	.006
17	.006	.004	.006	.004
Série X 1	.004	.010	.000	.006
3	.010	.004	.004	.004
5	.004	.004	.004	.004
7	.004	.004	.004	.004
9	.004	.004	.000	.004
11	.004	.004	.004	.004
13	.004	.004	.004	.004
15	.004	.004	.004	.004
17	.004	.004	.004	.004

Annexe 1I: Phosphore total ($mgP.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

temps \ dose	D1	D2	D3	D4
Série J 1	.050	.062	.066	.044
3	.013	.025	.038	.020
5	.038	.000	.017	.020
7	.000	.000	.000	.000
9	.008	.000	.003	.000
11	.010	.002	.005	.006
13	.018	.015	.012	.011
15	.042	.029	.064	.033
17	.011	.006	.007	.007
Série K 1	.042	.016	.036	.052
3	.016	.004	.006	.010
5	.023	.004	.006	.004
7	.036	.013	.010	.026
9	.033	.013	.020	.016
11	.029	.004	.004	.010
13	.046	.004	.006	.004
15	.029	.016	.006	.006
17	.026	.006	.006	.004
Série X 1	.052	.059	.000	.104
3	.033	.026	.029	.023
5	.000	.000	.000	.000
7	.000	.000	.000	.000
9	.000	.000	.010	.000
11	.000	.000	.000	.000
13	.000	.000	.000	.000
15	.000	.000	.000	.000
17	.046	.013	.000	.000

Annexe 1J: Calcium ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

temps \ dose	D1	D2	D3	D4
Série J 1	45.5	46.5	43.5	48.5
3	65.0	56.0	60.0	59.5
5	88.5	61.5	73.5	84.5
7	101.0	85.0	126.0	156.5
9	54.0	65.0	85.0	134.0
11	42.5	80.0	93.0	142.0
13	44.0	63.0	110.0	150.5
15	46.5	59.0	96.5	115.0
17	47.5	39.0	66.0	38.5
Série K 1	57.0	42.0	46.5	35.0
3	67.5	46.5	51.5	40.5
5	58.0	46.5	52.0	41.0
7	48.5	100.5	197.5	106.0
9	25.5	20.5	25.5	21.5
11	21.0	19.0	28.0	20.0
13	22.0	21.5	29.0	23.0
15	18.5	22.5	32.0	28.0
17	16.5	20.5	35.5	36.0
Série X 1	85.0	86.0	102.0	29.0
3	118.0	103.0	100.5	89.5
5	109.5	93.0	122.5	98.0
7	76.5	50.5	48.0	43.5
9	45.0	41.5	55.5	69.0
11	44.0	41.5	56.5	65.5
13	47.0	66.0	48.0	67.0
15	45.0	47.5	44.0	65.5
17	36.5	38.5	51.5	61.0

Annexe 1K: Magnésium ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation

temps \ dose	D1	D2	D3	D4
Série J 1	7.7	10.3	7.7	8.9
3	6.6	8.7	6.5	7.3
5	7.1	8.5	6.6	8.4
7	7.5	11.2	11.4	12.4
9	3.8	7.4	8.7	13.3
11	3.0	7.8	9.9	24.8
13	3.0	6.7	11.0	33.5
15	2.8	6.2	10.1	39.3
17	2.8	4.2	8.6	4.0
Série K 1	14.5	12.5	13.1	10.4
3	18.5	12.1	12.5	10.8
5	10.5	10.6	10.8	9.5
7	14.9	10.8	9.4	10.2
9	5.5	4.5	5.8	5.2
11	5.7	4.4	6.1	5.0
13	6.0	4.9	6.5	5.4
15	5.4	4.8	6.3	5.7
17	4.9	4.1	6.0	6.5
Série X 1	16.0	22.2	22.9	15.3
3	23.9	26.6	18.4	14.9
5	20.3	21.5	19.4	12.4
7	8.2	20.9	27.3	11.4
9	8.0	7.8	7.9	7.5
11	8.5	7.1	7.8	6.8
13	9.1	10.6	7.1	6.1
15	8.5	6.0	6.5	5.3
17	6.5	4.8	6.9	4.2

Annexe 1L: Sodium ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

temps \ dose	D1	D2	D3	D4
Série J 1	2.50	5.00	3.00	3.50
3	2.00	4.50	3.00	3.00
5	2.00	5.00	3.50	6.50
7	2.50	7.00	14.50	23.50
9	1.50	12.50	30.00	55.00
11	1.00	34.00	52.50	102.50
13	1.50	43.50	60.00	123.50
15	1.50	17.50	49.50	107.00
17	1.50	9.00	29.50	9.00
Série K 1	15.00	6.50	8.00	7.50
3	8.50	8.00	7.00	7.50
5	15.50	7.00	6.00	8.50
7	45.00	9.50	7.50	9.00
9	105.50	12.00	8.00	16.50
11	119.50	17.00	13.50	29.50
13	128.50	23.00	35.00	45.00
15	123.50	14.00	42.00	56.00
17	117.50	19.50	80.50	96.00
Série X 1	8.00	5.50	6.00	7.00
3	6.50	12.50	10.50	16.00
5	6.50	8.50	10.50	18.00
7	23.00	14.00	17.00	34.00
9	25.50	38.50	26.50	43.50
11	25.50	38.50	26.50	43.50
13	25.00	39.00	54.50	44.50
15	36.00	35.50	45.00	35.00
17	41.00	37.00	40.00	36.00

Annexe 1M: Potassium ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

temps \ dose	D1	D2	D3	D4
Série J 1	3.8	15.9	5.0	6.1
3	2.7	17.6	4.0	5.4
5	4.2	20.2	4.7	13.3
7	3.2	28.2	20.2	31.7
9	1.5	24.0	24.2	34.2
11	1.0	31.2	27.0	37.5
13	1.5	25.5	29.2	43.2
15	1.0	19.5	25.7	34.0
17	.9	9.9	16.0	10.0
Série K 1	33.2	30.2	30.7	30.4
3	48.2	32.0	34.7	29.7
5	40.7	30.7	33.2	29.5
7	69.2	39.0	35.5	35.0
9	26.0	18.7	22.7	19.7
11	24.5	20.2	25.5	24.0
13	23.5	23.2	30.0	28.0
15	19.0	23.5	33.0	32.0
17	17.3	22.5	38.7	41.2
Série X 1	29.2	44.0	47.7	38.2
3	56.0	67.2	48.5	44.5
5	57.2	60.5	56.7	41.0
7	28.7	60.0	87.5	41.7
9	28.0	22.2	29.5	24.0
11	30.2	18.7	30.5	21.2
13	30.0	24.0	27.5	17.7
15	27.7	15.8	22.0	15.4
17	20.5	11.5	21.5	12.0

Annexe 1N: Cuivre ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

dose / temps	D1	D2	D3	D4
Série J 1	.03	.01	.03	.04
3	.03	.02	.03	.02
5	.02	.01	.01	.02
7	.01	.01	.01	.01
9	.01	.01	.01	.01
11	.01	.01	.01	.01
13	.01	.01	.01	.01
15	.01	.01	.01	.01
17	.01	.01	.01	.01
Série K 1	.03	.03	.06	.02
3	.02	.03	.02	.02
5	.01	.01	.01	.01
7	.01	.01	.01	.01
9	.01	.01	.01	.01
11	.01	.01	.01	.01
13	.01	.01	.01	.01
15	.01	.01	.01	.01
17	.01	.01	.01	.01
Série X 1	.02	.02	.02	.02
3	.03	.02	.03	.05
5	.02	.02	.02	.02
7	.01	.01	.01	.01
9	.03	.01	.01	.02
11	.01	.01	.01	.01
13	.01	.01	.01	.01
15	.01	.01	.01	.01
17	.01	.01	.01	.01

Annexe 1O: Fer ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

dose / temps	D1	D2	D3	D4
Série J 1	.04	.10	.05	.06
3	.08	.05	.08	.07
5	.07	.03	.03	.05
7	.07	.08	.03	.06
9	.05	.08	.06	.03
11	.06	.05	.05	.10
13	.01	.04	.04	.01
15	.03	.01	.02	.01
17	.02	.10	.04	.05
Série K 1	.06	.03	.07	.09
3	.10	.06	.07	.12
5	.20	.05	.06	.07
7	.58	.07	.06	.19
9	.37	.04	.07	.12
11	.95	.06	.06	.14
13	.80	.05	.05	.52
15	1.05	.08	.04	.01
17	1.45	.03	.02	.01
Série X 1	.05	.04	.03	.05
3	.06	.08	.03	.13
5	.07	.04	.06	.10
7	.10	.08	.09	.10
9	.12	.13	.10	.05
11	.15	.13	.07	.04
13	.10	.16	.10	.05
15	.16	.08	.10	.02
17	.14	.11	.06	.01

Annexe 1P: Manganèse ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

temps \ dose	D1	D2	D3	D4
Série J 1	.01	.01	.01	.01
3	.01	.01	.01	.01
5	.01	.01	.01	.01
7	.01	.01	.01	.01
9	.08	.01	.01	.03
11	.01	.01	.02	.07
13	.01	.01	.02	.08
15	.01	.01	.03	.05
17	.02	.02	.02	.01
Série K 1	.01	.01	.01	.01
3	.01	.01	.01	.01
5	.02	.01	.01	.01
7	.09	.01	.01	.01
9	.31	.01	.01	.01
11	.42	.01	.01	.01
13	.50	.01	.01	.01
15	.65	.02	.01	.02
17	1.03	.03	.02	.02
Série X 1	.01	.01	.01	.01
3	.01	.01	.01	.01
5	.01	.01	.01	.01
7	.01	.01	.01	.01
9	.01	.02	.01	.01
11	.01	.02	.01	.01
13	.02	.02	.10	.01
15	.02	.03	.03	.02
17	.04	.06	.04	.04

Annexe 1Q: Carbone dissous total ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

temps \ dose	D1	D1*	D2	D2*	D3	D3*	D4	D4*	CONTROLE
Série J 1	27.8	.0	32.2	.0	32.6	.0	27.0	.0	.0
3	14.5	4.9	24.0	14.2	27.0	10.2	67.6	.0	.0
5	34.6	19.0	.0	.0	21.5	11.3	20.5	10.3	.0
7	53.0	18.1	53.0	6.1	52.6	5.0	58.4	10.0	.0
9	14.4	12.5	57.0	3.3	3.6	.0	49.6	6.7	.0
11	18.2	13.4	14.4	7.5	13.6	5.8	7.5	5.0	.0
13	30.0	14.3	30.3	9.4	35.0	7.3	11.6	5.7	.0
15	21.4	15.6	19.0	3.7	9.4	3.3	5.4	2.3	.0
17	15.0	13.7	10.8	.0	10.1	4.3	6.2	1.0	.0
Série K 1	25.2	.0	19.1	.0	23.6	.0	18.6	.0	.0
3	29.3	.0	19.0	.0	24.0	.0	23.0	.0	.0
5	49.0	.0	19.6	.0	28.3	.0	20.6	.0	.0
7	78.3	.0	25.8	.0	30.1	.0	25.4	.0	.0
9	85.0	.0	21.7	.0	7.5	.0	32.0	.0	.0
11	83.0	.0	10.5	.0	12.0	.0	18.0	.0	.0
13	100.0	.0	10.5	.0	11.5	.0	13.5	.0	.0
15	169.2	.0	9.8	.0	6.7	.0	10.2	.0	.0
17	172.8	.0	11.3	.0	8.5	.0	7.5	.0	.0
Série X 1	30.5	.0	31.3	.0	.0	22.3	36.3	.0	.0
3	44.5	.0	47.0	.0	47.0	.0	45.7	.0	.0
5	48.0	.0	44.3	.0	63.0	.0	51.6	.0	.0
7	108.0	.0	58.6	.0	59.6	.0	43.4	.0	.0
9	43.0	18.0	40.3	15.2	40.0	16.2	38.7	15.5	.0
11	45.8	22.0	45.3	16.2	49.0	15.5	42.0	12.7	.0
13	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0
15	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0
17	56.4	.0	48.3	.0	47.7	.0	35.1	.0	.0

Annexe 1R: Carbone organique dissous ($mg.L^{-1}$) dans les eaux de percolation.

dose / temps	D1	D1*	D2	D2*	D3	D3*	D4	D4*	CONTROLE
Série J 1	22.3	.0	25.2	.0	27.6	.0	26.5	.0	.0
3	10.9	.6	11.0	.4	16.8	1.4	57.6	.0	.0
5	17.3	1.0	.0	.0	10.9	.3	12.9	.1	.0
7	40.2	3.1	48.2	1.1	47.8	.4	55.9	6.0	.0
9	4.8	2.4	54.4	3.1	2.3	.0	48.1	2.1	.0
11	7.6	4.0	11.9	1.2	12.0	.8	5.8	.6	.0
13	18.5	1.7	29.0	6.1	32.2	3.2	9.6	3.4	.0
15	8.6	3.0	17.5	.4	8.2	.5	4.9	1.8	.0
17	5.0	4.2	7.9	.0	8.3	.7	5.5	.1	.0
Série K 1	12.2	.0	9.1	.0	13.9	.0	10.8	.0	.0
3	13.7	.0	9.2	.0	10.6	.0	12.8	.0	.0
5	36.2	.0	10.2	.0	16.5	.0	12.6	.0	.0
7	67.8	.0	19.8	.0	23.6	.0	19.5	.0	.0
9	76.0	.0	17.3	.0	5.2	.0	28.5	.0	.0
11	72.0	.0	7.0	.0	9.0	.0	15.0	.0	.0
13	74.0	.0	8.0	.0	8.5	.0	11.0	.0	.0
15	149.9	.0	6.1	.0	4.5	.0	7.1	.0	.0
17	153.7	.0	6.8	.0	4.2	.0	5.2	.0	.0
Série X 1	14.8	.0	11.2	.0	.0	1.3	23.6	.0	.0
3	24.3	.0	28.0	.0	33.5	.0	35.5	.0	.0
5	28.2	.0	32.1	.0	47.0	.0	44.8	.0	.0
7	97.5	.0	51.9	.0	52.1	.0	42.4	.0	.0
9	36.0	4.2	35.7	4.6	36.1	8.4	35.0	8.0	.0
11	40.5	10.5	38.6	5.2	43.8	4.7	37.8	3.8	.0
13	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0
15	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0	.0
17	50.3	.0	39.3	.0	39.5	.0	25.8	.0	.0

Annexe 1S: Dénombrement cellulaire après 1 jour de croissance (10^4 cellules.mL^{-1}).

dose / temps	D1	D1*	D2	D2*	D3	D3*	D4	D4*	CONTROLE
Série J 1	7.74	6.12	7.41	5.30	7.99	6.16	2.68	2.04	4.34
3	4.28	17.70	2.01	1.95	2.51	2.28	5.75	5.94	.00
5	1.91	1.57	.00	.00	1.74	1.88	1.31	1.48	1.74
7	1.47	5.08	2.16	2.02	1.40	1.11	1.54	1.27	.00
9	22.30	1.26	1.54	1.53	1.64	1.60	1.21	3.37	1.48
11	3.38	3.21	2.60	1.90	1.29	2.11	1.80	2.11	2.75
13	3.37	1.89	2.32	3.46	1.80	2.70	1.99	2.50	2.36
15	3.49	2.18	3.44	2.21	2.83	1.37	1.41	1.93	1.56
17	1.27	2.18	1.24	3.86	1.25	4.20	.54	3.29	4.20
Série K 1	5.65	1.50	4.70	1.85	5.57	1.77	5.75	1.89	5.57
3	3.18	3.01	3.65	2.60	3.85	2.90	3.31	12.60	3.15
5	3.08	2.55	3.37	3.31	3.09	3.42	3.15	3.48	3.87
7	4.51	2.96	6.02	3.60	4.41	2.61	4.55	13.00	2.75
9	3.87	2.50	4.33	3.08	22.20	1.28	4.35	2.73	4.72
11	2.28	2.05	3.95	2.46	3.26	2.23	3.29	2.50	2.50
13	1.93	1.51	2.89	2.57	2.56	1.95	3.31	1.53	2.24
15	1.59	3.23	3.23	3.10	2.24	3.17	2.20	3.38	2.79
17	2.28	2.13	2.98	2.60	2.30	3.23	2.48	2.55	2.59
Série X 1	.66	.51	.25	.49	.00	.52	.35	.82	1.12
3	.43	2.52	.11	1.94	.32	.69	.45	1.72	1.04
5	3.89	3.93	3.79	3.52	4.17	3.20	3.96	3.24	2.02
7	2.72	8.57	3.73	2.65	4.09	2.76	2.47	1.92	2.57
9	3.48	2.84	2.84	2.65	21.60	1.21	3.03	2.83	.00
11	3.14	2.64	2.86	2.87	3.62	2.58	5.73	3.23	2.19
13	3.22	1.79	3.52	2.10	3.62	1.89	3.74	1.92	2.21
15	3.64	1.42	4.14	2.37	3.85	.00	1.68	2.00	2.63
17	2.17	2.34	4.77	1.47	4.56	1.80	4.83	1.63	.00

Annexe 1T: Dénombrement cellulaire après 3 jours de croissance (10^4 cellules.mL^{-1}).

dose / temps	D1	D1*	D2	D2*	D3	D3*	D4	D4*	CONTROLE
Série J 1	16.10	20.50	16.30	13.80	12.50	12.10	2.57	1.70	16.50
3	64.00	22.60	11.20	8.30	14.10	2.77	8.70	14.60	.00
5	7.00	4.05	.00	.00	6.79	3.44	7.44	7.35	3.05
7	2.80	10.15	6.69	7.59	3.97	5.57	6.51	5.10	.00
9	72.10	3.31	6.79	1.62	3.74	3.51	4.72	8.39	4.18
11	13.10	10.00	4.60	9.97	10.40	15.10	9.00	11.10	12.80
13	14.80	2.97	4.20	14.80	4.84	8.00	10.10	4.78	10.20
15	19.90	7.30	4.63	6.60	4.29	5.42	7.14	3.91	14.20
17	7.10	2.48	6.00	21.80	3.20	20.10	7.60	14.00	23.40
Série K 1	46.30	17.40	43.70	10.30	39.20	12.40	45.40	7.18	42.90
3	49.30	25.50	30.10	10.20	58.30	13.60	29.50	21.60	21.60
5	27.40	16.10	20.50	20.70	20.40	34.60	36.00	32.00	20.20
7	21.20	21.60	22.90	26.80	18.80	26.00	22.80	12.20	16.20
9	20.80	21.50	27.20	17.00	73.51	1.19	25.10	13.10	29.30
11	17.50	11.20	17.80	16.80	27.00	7.78	19.70	8.96	11.60
13	2.55	1.79	1.47	8.30	23.50	11.00	16.60	5.91	8.40
15	22.60	36.20	27.60	22.30	30.20	24.40	12.10	22.40	.00
17	33.20	26.20	38.90	20.60	27.50	20.40	20.10	24.40	26.00
Série X 1	23.10	12.50	23.40	10.50	.00	15.10	21.70	5.92	4.54
3	18.40	20.90	20.00	18.30	22.10	15.50	14.70	6.48	6.74
5	21.90	20.20	22.80	18.80	22.50	17.90	23.20	34.10	8.71
7	17.70	12.30	24.10	17.30	23.10	7.75	21.70	6.35	20.60
9	12.30	3.25	15.80	7.19	71.00	3.54	16.60	6.75	.00
11	11.30	8.80	19.50	9.69	23.10	7.37	23.00	6.69	9.92
13	23.20	4.70	27.60	5.94	26.40	3.00	37.20	5.56	9.15
15	31.30	1.79	38.50	10.30	40.00	.00	1.65	2.70	6.27
17	8.84	11.10	42.10	9.74	43.40	7.17	46.60	6.03	.00

Annexe 1U: Dénombrement cellulaire après 8 jours de croissance (10^5 cellules.mL^{-1}).

dose / temps	D1	D1*	D2	D2*	D3	D3*	D4	D4*	CONTROLE
Série J 1	1.98	12.00	3.30	17.20	2.04	15.90	.22	.17	2.78
3	3.50	2.77	.86	5.57	.76	.30	1.11	7.00	.00
5	1.00	.50	.00	.00	.76	.33	.93	6.19	.65
7	1.12	7.84	.62	1.92	.61	3.04	.91	2.06	.00
9	11.60	5.49	1.00	.21	.68	5.00	1.52	3.02	.48
11	1.60	2.46	.61	2.97	1.43	1.36	1.34	1.13	3.35
13	4.19	.56	.68	3.75	.89	3.55	2.22	2.69	4.92
15	9.42	8.32	1.10	19.40	.85	18.60	3.37	5.38	6.82
17	3.68	.35	1.66	9.08	.59	8.27	1.56	9.71	6.22
Série K 1	6.29	18.30	5.67	10.60	5.35	11.00	5.74	11.50	12.70
3	7.06	13.40	5.61	11.90	8.21	11.70	4.92	3.28	9.50
5	4.28	15.90	3.98	9.84	3.35	8.54	5.57	9.74	10.50
7	4.29	15.20	4.44	8.71	3.43	9.05	15.40	1.86	10.10
9	3.50	14.70	7.94	7.64	12.50	.26	6.17	8.47	12.80
11	3.17	12.90	7.58	8.11	7.04	7.54	3.40	4.37	8.67
13	6.12	2.57	7.08	7.96	7.57	7.07	2.66	7.08	7.02
15	4.07	7.12	6.95	11.00	10.70	17.10	4.82	5.74	10.30
17	4.49	4.84	7.75	10.00	5.12	1.02	3.84	6.50	12.70
Série X 1	4.03	14.40	4.44	16.20	.00	13.90	3.48	15.50	8.22
3	4.46	13.40	4.89	9.35	3.78	16.60	3.08	4.92	5.50
5	3.22	12.50	3.59	14.10	3.26	9.28	3.82	14.60	7.68
7	2.78	1.20	4.03	9.05	4.33	5.16	5.36	3.84	8.40
9	2.71	1.49	3.42	7.35	11.40	.90	4.57	8.37	.00
11	1.71	5.00	11.30	15.10	4.16	9.02	5.19	5.75	8.07
13	3.87	4.20	4.91	4.62	5.16	2.55	6.82	5.29	6.56
15	4.97	.20	7.64	9.59	7.30	.00	.19	.36	5.06
17	2.27	4.79	6.34	7.69	7.08	6.53	8.20	5.06	.00