

2 m 11.3444.4

Université de Montréal

VALIDATION EMPIRIQUE DES INDICATEURS DE PRESSION HYGIÉNIQUE ANIMALE

par

Luc Bergeron

Département de pathologie et microbiologie

Faculté de médecine vétérinaire

Mémoire présenté à la Faculté des études supérieures
en vue de l'obtention du grade de Maître ès sciences (M.Sc.)
en sciences vétérinaires
option épidémiologie

Janvier, 2006

© Luc Bergeron, 2006



SF

607

U54

2006

V-026



AVIS

L'auteur a autorisé l'Université de Montréal à reproduire et diffuser, en totalité ou en partie, par quelque moyen que ce soit et sur quelque support que ce soit, et exclusivement à des fins non lucratives d'enseignement et de recherche, des copies de ce mémoire ou de cette thèse.

L'auteur et les coauteurs le cas échéant conservent la propriété du droit d'auteur et des droits moraux qui protègent ce document. Ni la thèse ou le mémoire, ni des extraits substantiels de ce document, ne doivent être imprimés ou autrement reproduits sans l'autorisation de l'auteur.

Afin de se conformer à la Loi canadienne sur la protection des renseignements personnels, quelques formulaires secondaires, coordonnées ou signatures intégrées au texte ont pu être enlevés de ce document. Bien que cela ait pu affecter la pagination, il n'y a aucun contenu manquant.

NOTICE

The author of this thesis or dissertation has granted a nonexclusive license allowing Université de Montréal to reproduce and publish the document, in part or in whole, and in any format, solely for noncommercial educational and research purposes.

The author and co-authors if applicable retain copyright ownership and moral rights in this document. Neither the whole thesis or dissertation, nor substantial extracts from it, may be printed or otherwise reproduced without the author's permission.

In compliance with the Canadian Privacy Act some supporting forms, contact information or signatures may have been removed from the document. While this may affect the document page count, it does not represent any loss of content from the document.

**Université de Montréal
Faculté des études supérieures**

ce mémoire intitulé :

**VALIDATION EMPIRIQUE DES INDICATEURS
DE PRESSION HYGIÉNIQUE ANIMALE**

**présenté par :
Luc Bergeron**

a été évalué par un jury composé des personnes suivantes :

**Denise Bélanger, présidente-rapporteuse
Michel Bigras-Poulin, directeur de recherche
André Ravel, membre du jury**

Résumé

Les indicateurs de pression hygiénique animale (IPHA) ont été proposés et développés afin de répondre au manque d'outil d'aide à la décision face à la problématique de contamination des eaux par les bactéries pathogènes zoonotiques suite aux pratiques agricoles d'épandage des fumures et de pâturage des animaux de production. Mais avant que leur utilisation soit recommandée, il est important de s'assurer que ces indicateurs correspondent réellement au risque qu'ils évaluent. Pour ce faire, les IPHA doivent être validés empiriquement. Ainsi, la validation empirique des IPHA est effectuée par la comparaison des valeurs des IPHA calculées pour différents sites agricoles avec les valeurs des mesures de contamination bactérienne des eaux correspondantes, d'une part, pour les eaux de surface, et d'autre part, pour les eaux souterraines. Afin d'évaluer la contamination bactérienne des eaux après l'épandage des fumures, les charges de coliformes fécaux sont calculées à partir de données collectées par des dispositifs de collecte des eaux. Au total, des données relatives aux eaux de surface et aux eaux souterraines ont été collectées sur 23 et 21 sites agricoles respectivement. Autant pour les eaux de surface que pour les eaux souterraines, cette étude de validation n'a pas permis de confirmer la validité empirique des IPHA à l'échelle du site agricole. La principale limitation expliquant ces faibles résultats de validation a été le manque de précision des données empiriques utilisées vu la complexité du processus à mesurer. Ces résultats remettent en question les outils et les connaissances actuelles en microbiologie environnementale et ainsi, il est légitime de se questionner sur la capacité d'élaborer un protocole de validation empirique d'un indicateur environnemental à partir de données microbiologiques.

Mots-clés : Indicateur, validation empirique, outil d'aide à la décision, contamination des eaux, bactéries pathogènes zoonotiques, pollution agro-environnementale

Abstract

Animal hygienic pressure indicators (AHPI) were proposed and developed to fulfill the need for a decision aid tool to face the problem of water contamination by pathogenic zoonotic bacteria following agricultural practices of manure spreading and animal grazing. However, before recommending their use, it is important to assure that these indicators truly correspond to the risk that they assess. Hence, the AHPI have to be empirically validated. Thereby, the empirical validation of the AHPI is carried out by the comparison of the calculated values of the AHPI for different agricultural sites with the corresponding measured values of water contamination, both for surface water and for groundwater. To assess bacterial water contamination following manure spreading, fecal coliform loads are calculated from data collected by water sampling devices. In total, data concerning surface water and groundwater were collected for 23 and 21 agricultural sites respectively. For surface water as well as for groundwater, this validation study did not enable the confirmation of the empirical validity of the AHPI at the agricultural site level. The main limitation explaining these weak validation results was the lack of precision of the empirical data used considering the complexity of the measured process. These results lead to the questioning of the tools and current knowledge in environmental microbiology and thus, it is legitimate to question the capacity to elaborate an empirical validation protocol of an environmental indicator based on microbiological data.

Keywords : Indicator, empirical validation, decision aid tool, water contamination, pathogenic zoonotic bacteria, agroenvironmental pollution

Table des matières

RÉSUMÉ	III
ABSTRACT	IV
TABLE DES MATIÈRES	V
LISTE DES TABLEAUX	IX
LISTE DES FIGURES	XI
LISTE DES ÉQUATIONS	XII
REMERCIEMENTS.....	XIII
CHAPITRE 1. INTRODUCTION.....	1
1.1. DÉFINITION DE LA PROBLÉMATIQUE	1
1.2. OBJECTIF DE CE MÉMOIRE.....	2
CHAPITRE 2. RECENSION DE LA LITTÉRATURE	4
2.1. INTRODUCTION.....	4
2.2. INDICATEURS ENVIRONNEMENTAUX	4
2.3. VALIDATION.....	5
2.3.1. <i>Types de validation</i>	6
2.3.1.1. Validation empirique.....	7
2.3.1.1.1. Validation empirique des modèles environnementaux.....	7
2.3.1.1.2. Validation empirique des indicateurs environnementaux	8
2.4. CONTAMINATION BACTÉRIENNE DES EAUX PAR LES PRODUCTIONS ANIMALES.....	10
2.4.1. <i>Excrétion des bactéries pathogènes zoonotiques par les animaux de production</i>	11
2.4.1.1. Prévalence des bactéries pathogènes zoonotiques chez les animaux de production.....	11
2.4.1.1.1. Méthodes d'échantillonnage des matières fécales pour les mesures de prévalence	16
2.4.1.1.2. Méthodes d'analyse microbiologique des matières fécales pour les mesures de prévalence	18
2.4.1.2. Concentration des bactéries pathogènes zoonotiques dans les matières fécales des animaux de production	20
2.4.1.2.1. Méthodes d'échantillonnage des matières fécales pour les mesures de concentration	21
2.4.1.2.2. Méthodes d'analyse microbiologique des matières fécales pour les mesures de concentration.....	21
2.4.1.3. Quantité de matières fécales produite par les animaux de production.....	22
2.4.2. <i>Survie des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures</i>	23
2.4.2.1. Survie des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures entreposées.....	23
2.4.2.1.1. Méthodes d'échantillonnage des fumures entreposées.....	27
2.4.2.1.2. Méthodes d'analyse microbiologique des fumures entreposées	28

2.4.2.2. Survie des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures et dans les matières fécales au sol	29
2.4.3. <i>Transport des bactéries pathogènes zoonotiques par les eaux</i>	32
2.4.3.1. Transport des bactéries pathogènes zoonotiques par les eaux de ruissellement.....	33
2.4.3.2. Transport des bactéries pathogènes zoonotiques par les eaux d'infiltration	34
2.4.3.3. Méthodes d'échantillonnage des eaux.....	35
2.4.3.3.1. Méthodes d'échantillonnage des eaux de ruissellement.....	36
2.4.3.3.2. Méthodes d'échantillonnage des eaux d'infiltration.....	39
2.4.3.4. Méthodes d'analyse microbiologique des eaux.....	41
CHAPITRE 3. MÉTHODOLOGIE	43
3.1. MÉTHODOLOGIE GÉNÉRALE	43
3.2. TRAITEMENT DES DONNÉES.....	44
3.2.1. <i>Calcul des IPHA</i>	44
3.2.1.1. Définitions et sources des données des variables d'entrée pour le calcul des IPHA	45
3.2.1.2. Équations pour le calcul des IPHA.....	47
3.2.2. <i>Calcul des charges de coliformes fécaux</i>	49
3.2.2.1. Définitions et sources des données des variables d'entrée pour le calcul des charges de coliformes fécaux.....	49
3.2.2.2. Équations pour le calcul des charges de coliformes fécaux.....	50
3.3. COLLECTE DES DONNÉES	51
3.3.1. <i>Sélection des sites agricoles</i>	51
3.3.2. <i>Sélection des parcelles</i>	52
3.3.3. <i>Questionnaires</i>	53
3.3.4. <i>Dispositif de collecte des eaux de ruissellement</i>	53
3.3.4.1. Installation du dispositif de collecte des eaux de ruissellement	55
3.3.4.2. Méthode de prélèvement des eaux de ruissellement	55
3.3.5. <i>Dispositif de collecte des eaux d'infiltration</i>	55
3.3.5.1. Installation du dispositif de collecte des eaux d'infiltration	56
3.3.5.2. Méthode de prélèvement des eaux d'infiltration	56
3.3.6. <i>Échantillonnage des fumures</i>	57
3.3.6.1. Sélection des sites de collecte des fumures.....	57
3.3.6.2. Méthode de prélèvement des fumures.....	57
3.3.7. <i>Échantillonnage des matières fécales</i>	59
3.3.7.1. Sélection des animaux.....	59
3.3.7.2. Méthode de prélèvement des matières fécales.....	59
3.4. ANALYSE MICROBIOLOGIQUE DES ÉCHANTILLONS	60

3.4.1. <i>Sélection des pathogènes à analyser</i>	60
3.4.2. <i>Méthode d'analyse microbiologique des eaux</i>	60
3.4.3. <i>Méthode d'analyse microbiologique des fumures et des matières fécales</i>	61
CHAPITRE 4. RÉSULTATS	62
4.1. DESCRIPTION DES DONNÉES	62
4.1.1. <i>Description des données utilisées comme variables d'entrée pour le calcul des IPHA</i>	62
4.1.2. <i>Description des données utilisées comme variables d'entrée pour le calcul des charges de coliformes fécaux</i>	69
4.2. VALIDATION EMPIRIQUE DES IPHA	72
4.2.1. <i>Rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux : eaux de surface</i>	73
4.2.2. <i>Test d'hypothèse : eaux de surface</i>	74
4.2.3. <i>Rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux : eaux souterraines</i>	75
4.2.4. <i>Test d'hypothèse : eaux souterraines</i>	76
4.3. VALIDATION EMPIRIQUE PARTIELLE DES IPHA.....	77
4.3.1. <i>Rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs du produit des attributs Animal1f et Animal2 et par la mesure des valeurs de la concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées</i>	78
4.3.2. <i>Test d'hypothèse</i>	79
CHAPITRE 5. DISCUSSION	80
5.1. VALIDATION EMPIRIQUE DES IPHA	80
5.2. VALIDATION EMPIRIQUE PARTIELLE DES IPHA.....	81
5.3. LIMITATIONS	82
5.3.1. <i>Échelle de validation empirique</i>	82
5.3.2. <i>Variabilité des sites agricoles</i>	83
5.3.3. <i>Puissance de l'étude</i>	83
5.3.4. <i>Précision des données</i>	84
5.3.5. <i>Données tirées de la littérature et constantes</i>	87
CHAPITRE 6. CONCLUSION	89
BIBLIOGRAPHIE	90

ANNEXE 1 : ÉQUATIONS POUR LE CALCUL DES IPHA.....	I
ANNEXE 2 : VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES IPHA.....	V
ANNEXE 3 : DÉFINITIONS ET SOURCES DES DONNÉES DES VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES IPHA DANS LE CADRE DE LA VALIDATION.....	VII
ANNEXE 4 : DÉFINITIONS ET SOURCES DES DONNÉES DES VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX DANS LE CADRE DE LA VALIDATION	XVI
ANNEXE 5 : QUESTIONNAIRES	XVIII
ANNEXE 6 : PROCÉDURE D'INSTALLATION ET DE MISE EN OPÉRATION DU DISPOSITIF DE COLLECTE DES EAUX DE RUISSELLEMENT.....	XXII
ANNEXE 7 : MÉTHODE DE PRÉLÈVEMENT DES EAUX DE RUISSELLEMENT.....	XXIV
ANNEXE 8 : PROCÉDURE D'INSTALLATION ET DE MISE EN OPÉRATION DU DISPOSITIF DE COLLECTE DES EAUX D'INFILTRATION.....	XXV
ANNEXE 9 : MÉTHODE DE PRÉLÈVEMENT DES EAUX D'INFILTRATION.....	XXVI
ANNEXE 10 : CONCENTRATION EN COLIFORMES FÉCAUX DES MATIÈRES FÉCALES CHEZ LES ANIMAUX EXCRÉTEURS (VARIABLE CEX) POUR CHAQUE SITE AGRICOLE	XXVII

Liste des tableaux

TABLEAU I. PRÉVALENCE (TROUPEAU ET ANIMALE) DE CONTAMINATION DES BOVINS LAITIERS ET DES PORCINS PAR DIFFÉRENTES BACTÉRIES PATHOGÈNES ZONOTIQUES.	13
TABLEAU II. CONCENTRATION DES BACTÉRIES PATHOGÈNES ZONOTIQUES EXCRÉTÉES DANS LES MATIÈRES FÉCALES DES BOVINS LAITIERS ET DES PORCINS.	20
TABLEAU III. PRÉVALENCE ET CONCENTRATION DES BACTÉRIES PATHOGÈNES ZONOTIQUES DANS LES FUMURES ENTREPOSÉES DES PORCINS ET DES BOVINS AU ROYAUME-UNI.	26
TABLEAU IV. COEFFICIENT DE DÉCROISSANCE DES BACTÉRIES PATHOGÈNES ZONOTIQUES DANS LES FUMURES ENTREPOSÉES.	27
TABLEAU V. FACTEURS INFLUENÇANT LA SURVIE DES BACTÉRIES PATHOGÈNES ZONOTIQUES DANS LES FUMURES AU SOL.	30
TABLEAU VI. COEFFICIENT DE DÉCROISSANCE DES BACTÉRIES PATHOGÈNES ZONOTIQUES DANS LES FUMURES AU SOL.	32
TABLEAU VII. VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES IPHA DANS LE CADRE DE LA VALIDATION.	46
TABLEAU VIII. VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX DANS LE CADRE DE LA VALIDATION.	50
TABLEAU IX. VARIABILITÉ DES SITES AGRICOLES.	52
TABLEAU X. COLLECTE DES DONNÉES.	62
TABLEAU XI. DESCRIPTION DES DONNÉES UTILISÉES COMME VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES IPHA POUR LES SITES AGRICOLES DE BOVINS LAITIERS.	64
TABLEAU XII. DESCRIPTION DES DONNÉES UTILISÉES COMME VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES IPHA POUR LES SITES AGRICOLES PORCINS.	66
TABLEAU XIII. DESCRIPTION DES DONNÉES UTILISÉES COMME VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES IPHA POUR LE SITE MIXTE.	68
TABLEAU XIV. DESCRIPTION DES DONNÉES UTILISÉES COMME VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX POUR LES SITES AGRICOLES DE BOVINS LAITIERS.	70
TABLEAU XV. DESCRIPTION DES DONNÉES UTILISÉES COMME VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX POUR LES SITES AGRICOLES PORCINS.	71
TABLEAU XVI. DESCRIPTION DES DONNÉES UTILISÉES COMME VARIABLES D'ENTRÉE POUR LE CALCUL DES CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX POUR LE SITE MIXTE.	72
TABLEAU XVII. RANGEMENTS DES SITES AGRICOLES PRODUITS PAR LE CALCUL DES VALEURS DES IPHA ET DES CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX : EAUX DE SURFACE.	73

TABLEAU XVIII. RANGEMENTS DES SITES AGRICOLES PRODUITS PAR LE CALCUL DES VALEURS DES IPHA ET DES CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX : EAUX SOUTERRAINES.	75
TABLEAU XIX. RANGEMENTS DES SITES AGRICOLES PRODUITS PAR LE CALCUL DES VALEURS DU PRODUIT DES ATTRIBUTS ANIMAL1F ET ANIMAL2 ET PAR LA MESURE DES VALEURS DE LA CONCENTRATION EN COLIFORMES FÉCAUX DES FUMURES ENTREPOSÉES.	78

Liste des figures

FIGURE 1. DISPOSITIF DE COLLECTE DES EAUX DE RUISSELLEMENT.	54
FIGURE 2. DISPOSITIF DE COLLECTE DES EAUX D'INFILTRATION.....	56
FIGURE 3. GRAPHIQUE DE DISPERSION COMPARANT LES RANGEMENTS DES SITES AGRICOLES PRODUITS PAR LE CALCUL DES VALEURS DES IPHA ET DES CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX : EAUX DE SURFACE.....	74
FIGURE 4. GRAPHIQUE DE DISPERSION COMPARANT LES RANGEMENTS DES SITES AGRICOLES PRODUITS PAR LE CALCUL DES VALEURS DES IPHA ET DES CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX : EAUX SOUTERRAINES.	76
FIGURE 5. GRAPHIQUE DE DISPERSION COMPARANT LES RANGEMENTS DES SITES AGRICOLES PRODUITS PAR LE CALCUL DES VALEURS DU PRODUIT DES ATTRIBUTS ANIMAL1F ET ANIMAL2 ET PAR LA MESURE DES VALEURS DE LA CONCENTRATION EN COLIFORMES FÉCAUX DES FUMURES ENTREPOSÉES.....	79

Liste des équations

ÉQUATION 1. EXCRÉTION DES BACTÉRIES PAR LES ANIMAUX CONTRIBUANT À L'ACCUMULATION DES FUMURES (ANIMAL1F).....	47
ÉQUATION 2. SURVIE DES BACTÉRIES DANS LES FUMURES ENTREPOSÉES (ANIMAL2).....	48
ÉQUATION 3. SURVIE DES BACTÉRIES DANS LE SOL AVANT LE RUISSELLEMENT DES EAUX (ANIMAL3FR).....	48
ÉQUATION 4. SURVIE DES BACTÉRIES DANS LE SOL AVANT L'INFILTRATION DES EAUX (ANIMAL3FI).....	48
ÉQUATION 5. TRANSPORT DES BACTÉRIES PAR LES EAUX DE RUISSELLEMENT (RUISF).....	48
ÉQUATION 6. TRANSPORT DES BACTÉRIES PAR LES EAUX D'INFILTRATION (INFIF).....	48
ÉQUATION 7. IPHA POUR LES EAUX DE SURFACE (IPHASURF).....	49
ÉQUATION 8. IPHA POUR LES EAUX SOUTERRAINES (IPHASOUT).....	49
ÉQUATION 9. CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX POUR LES EAUX DE SURFACE (CBSURF).....	50
ÉQUATION 10. CHARGES DE COLIFORMES FÉCAUX POUR LES EAUX SOUTERRAINES (CBSOUT).....	51
ÉQUATION 11. EXCRÉTION DES BACTÉRIES PAR LES ANIMAUX CONTRIBUANT À L'ACCUMULATION DES FUMURES (ANIMAL1F).....	I
ÉQUATION 12. EXCRÉTION DES BACTÉRIES PAR LES ANIMAUX ALLANT AU PÂTURAGE (ANIMAL1P).....	I
ÉQUATION 13. SURVIE DES BACTÉRIES DANS LES FUMURES ENTREPOSÉES (ANIMAL2).....	I
ÉQUATION 14. SURVIE DES BACTÉRIES DANS LE SOL (ANIMAL3F).....	II
ÉQUATION 15. SURVIE DES BACTÉRIES DANS LE SOL DE LA SURFACE DE PÂTURAGE (ANIMAL3P).....	II
ÉQUATION 16. TRANSPORT DES BACTÉRIES PAR LES EAUX DE RUISSELLEMENT (RUISF).....	II
ÉQUATION 17. TRANSPORT DES BACTÉRIES PAR LES EAUX DE RUISSELLEMENT AU NIVEAU DE LA SURFACE DE PÂTURAGE (RUISP).....	II
ÉQUATION 18. TRANSPORT DES BACTÉRIES PAR LES EAUX D'INFILTRATION (INFIF).....	III
ÉQUATION 19. TRANSPORT DES BACTÉRIES PAR LES EAUX D'INFILTRATION AU NIVEAU DE LA SURFACE DE PÂTURAGE (INFIP).....	III
ÉQUATION 20. IPHA POUR LES EAUX DE SURFACE (IPHASURF).....	III
ÉQUATION 21. IPHA POUR LES EAUX SOUTERRAINES (IPHASOUT).....	IV
ÉQUATION 22. COEFFICIENT DE RUISSELLEMENT (CRF).....	VIII
ÉQUATION 23. COEFFICIENT D'INFILTRATION (CIF).....	VIII

Remerciements

Je désire remercier mon directeur de maîtrise, le Docteur Michel Bigras-Poulin ainsi que tous les collaborateurs qui ont participé à ce projet, plus particulièrement le Docteur André Ravel, le Docteur Philippe Berthiaume, la Docteure Marie-Josée Champagne, Louise Beausoleil, Caroline Côté et Stéphanie Brazeau. De plus, je désire remercier tous les agronomes et producteurs qui ont accepté de participer à cette étude. Je tiens aussi à remercier mon père Jacques ainsi que ma mère Marie pour leur inestimable support tout au long de mes études. Enfin, je désire remercier ma conjointe Véronique pour tout le bonheur qu'elle m'apporte et ce, à tous les jours de ma vie.

Chapitre 1. Introduction

1.1. Définition de la problématique

La transmission de maladies entre les animaux et l'homme, c'est-à-dire les zoonoses, est une préoccupation grandissante au sein de la population québécoise. Plus particulièrement, la transmission de différentes maladies entériques zoonotiques suite à la contamination bactérienne des eaux de surface et des eaux souterraines due aux pratiques d'épandage des fumures et aux pâturages des animaux de production (Jamieson et al., 2002). En effet, les pratiques d'épandage sont considérées comme une source majeure de contamination des eaux par les différents microorganismes pathogènes (Reddy et al., 1981). Les inquiétudes face à la transmission par l'eau des bactéries pathogènes zoonotiques aux humains s'expliquent en partie par la nature complexe et le manque de connaissance sur cette voie de transmission (Ravel et al., 2004). Des événements récents ayant affecté la qualité de l'eau de consommation expliquent aussi une partie de ces inquiétudes. Notamment, l'épidémie ayant frappé la municipalité de Walkerton chez nos voisins ontariens suite à la contamination des eaux municipales par *Escherichia coli* O157:H7 et *Campylobacter* au printemps 2000 (O'connor, 2002). En Amérique du Nord, les pathogènes zoonotiques les plus fréquemment associés aux pratiques d'épandage des fumures et aux pâturages des animaux de production incluent *Escherichia coli*, *Salmonella* spp. et *Campylobacter* spp. (Ford, 1999; Jamieson et al., 2002).

Ces dernières années, afin d'évaluer des problématiques environnementales complexes reliées à la gestion des polluants agricoles, différents indicateurs environnementaux ont été développés (Bigras-Poulin et al., 2004; Dalsgaard et al., 1995; Halberg, 1999). Par définition, un indicateur environnemental c'est un signe ou un signal sous forme de variable qui traduit d'une manière simple un système environnemental complexe afin de fournir de l'information utile à la prise de décision (Fisher, 1998; Girardin and Bockstaller, 1997; Mitchell et al., 1995). En réponse au manque d'outil d'aide à la gestion du risque en santé publique associé à la problématique de la contamination bactérienne des eaux de surface et des eaux souterraines due aux pratiques d'épandage des

fumures et aux pâturages des animaux de production, les indicateurs de pression hygiénique animale (IPHA) ont été proposés et développés (Bigras-Poulin et al., 2004). Pour chaque bactérie pathogène zoonotique, il y a deux IPHA correspondant aux deux éléments principaux de la problématique : la contamination des eaux de surface et la contamination des eaux souterraines. Ces indicateurs synthétiques sont constitués de cinq attributs, ces derniers étant calculés à partir de variables accessibles qui mesurent des phénomènes jugés pertinents à la problématique de la contamination bactérienne des eaux. Plus précisément, les cinq attributs correspondent respectivement à l'excrétion des bactéries pathogènes par les animaux de production, à leur survie dans les fumures entreposées, à leur survie dans le sol, à leur transport par les eaux de ruissellement et à leur transport par les eaux d'infiltration. Les IPHA sont calculés à l'échelle du site agricole et peuvent ensuite être agrégés à une échelle géographique plus grande selon les besoins des futurs utilisateurs.

Comme n'importe quel outil développé dans le cadre de la recherche, les indicateurs doivent être élaborés selon une approche scientifique et une des étapes importante de cette approche est la validation (Girardin et al., 1999). Il est important de s'assurer que ces indicateurs correspondent réellement au risque qu'ils évaluent avant que leur utilisation soit recommandée. En d'autres mots, les IPHA doivent être validés empiriquement. La validation empirique d'un outil d'aide à la décision permet d'évaluer si l'information fournie par ce dernier est fiable, c'est-à-dire que les résultats de sortie de l'outil constituent une bonne évaluation de la réalité et ainsi, permettent une prise de décision éclairée (Bockstaller and Girardin, 2003). Ce processus de validation peut se faire à différentes échelles géographiques (Fischer and Antoine, 1994; Smith et al., 2000).

1.2. Objectif de ce mémoire

Le but de cette étude de validation empirique est de vérifier si les valeurs calculées des IPHA ont une bonne correspondance avec la contamination réelle des eaux par les bactéries pathogènes zoonotiques suite aux pratiques d'épandage et de pâturage des

productions animales. En fait il y a deux validations, une pour les eaux de surface et une pour les eaux souterraines. De plus, ces processus de validation empirique se font à l'échelle géographique des sites agricoles, soit l'échelle géographique la plus petite. L'hypothèse nulle est qu'il n'y a pas d'association entre les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et par le calcul des valeurs des charges de coliformes fécaux des eaux. En résumé, l'objectif spécifique est de s'assurer que ces indicateurs correspondent réellement au risque qu'ils évaluent et qu'ils sont valables comme outil d'aide à la décision en santé publique.

Chapitre 2. Recension de la littérature

2.1. Introduction

Suite à une revue des indicateurs environnementaux, on trouve dans cette recension de la littérature un résumé des différents types de validation possibles pour ces indicateurs. Puis, les méthodes de validation empirique des modèles environnementaux ainsi que les modifications possibles de ces méthodes pour la validation empirique des indicateurs environnementaux sont discutées. Cette validation empirique est ensuite passée en revue en mettant l'accent sur la comparaison des valeurs des indicateurs et des valeurs de données observées. Enfin, la problématique de la contamination bactérienne des eaux par les productions animales est présentée. Ainsi, le cheminement des bactéries pathogènes zoonotiques tout au long du système agro-environnemental en cause est passé en revue. De ce fait, l'excrétion des bactéries pathogènes zoonotiques dans les matières fécales des animaux de production, leur survie dans les fumures entreposées, les fumures épandues et les matières fécales déposées sur le sol par les animaux au pâturage, leur transport par les eaux de ruissellement et d'infiltration ainsi que les méthodes d'échantillonnage et d'analyse microbiologique des échantillons utiles à l'évaluation de cette problématique sont recensés.

2.2. Indicateurs environnementaux

Depuis quelques années, différents indicateurs environnementaux ont été développés afin d'évaluer des problématiques environnementales liées à la gestion des polluants agricoles (Bigras-Poulin et al., 2004; Dalsgaard et al., 1995; Halberg, 1999). Par définition, un indicateur environnemental c'est un signe ou un signal sous forme de variable qui traduit d'une manière simple un système environnemental complexe afin de fournir de l'information utile à la prise de décision (Fisher, 1998; Girardin and Bockstaller, 1997; Mitchell et al., 1995). Ainsi, cette définition implique une fonction informative et une fonction d'aide à la décision (Bockstaller and Girardin, 2003). L'information fournie par les indicateurs doit être facile à comprendre afin que les utilisateurs puissent prendre des décisions éclairées (Girardin et al., 1999). Les indicateurs sont principalement utilisés

lorsque, pour des raisons techniques ou financières, des mesures directes ne sont pas disponibles ou encore, lorsque qu'aucun modèle ne peut être utilisé comme mesure alternative dû à un problème de faisabilité (Bockstaller and Girardin, 2003; Mitchell et al., 1995). On peut distinguer deux types d'indicateurs environnementaux : les simples et les composites (Girardin et al., 1999). Les indicateurs simples sont des variables qui caractérisent indirectement un système environnemental, donc des variables indicatrices, se présentant sous forme de mesures directes ou estimations obtenues à l'aide d'un modèle, alors que les indicateurs composites sont obtenus à partir d'une agrégation de variables indicatrices.

Un aspect important à définir lors de l'utilisation d'un indicateur environnemental, c'est l'échelle spatiale à laquelle ce dernier peut être utilisé (Smith et al., 2000). La valeur d'un indicateur environnemental dépend largement de l'échelle spatiale qu'il représente et cette dernière doit correspondre aux besoins des utilisateurs afin de faciliter la prise de décision vis-à-vis la problématique étudiée (Stein et al., 2001). Ainsi, la connaissance de l'échelle à laquelle l'indicateur peut être utilisé est primordiale. Lorsque l'échelle d'utilisation ne correspond pas aux besoins, l'indicateur doit être modifié. De façon générale, lorsqu'on passe d'une échelle plus petite à une échelle plus grande, on réduit la variation. Le processus de validation de l'indicateur doit aussi tenir compte de cette échelle. Dans le cas des systèmes agro-environnementaux, ils sont généralement étudiés à l'échelle du champ agricole, de la ferme ou encore, à une échelle régionale (Fischer and Antoine, 1994), bien que, de plus en plus, ces systèmes sont étudiés à l'échelle parcellaire du champ (Smith et al., 2000).

2.3. Validation

Dans un contexte d'agriculture durable, l'utilisation d'outils d'aide à la décision en santé publique est de plus en plus importante. Les indicateurs environnementaux sont un bon exemple de cette demande grandissante. Comme n'importe quel outil développé dans

le cadre de la recherche, les indicateurs doivent être élaborés selon une approche scientifique et une des étapes importante de cette approche est la validation (Girardin et al., 1999). La validation d'un outil d'aide à la décision s'inscrit dans le processus global de développement et d'évaluation de ce dernier et permet d'évaluer si l'outil mesure effectivement ce qu'il est censé mesurer. De plus, la procédure de validation n'est jamais complètement accomplie; tout au long de son développement et de son utilisation, l'outil doit être régulièrement évalué pour sa validité et cette dernière n'est jamais considérée absolue (Whisler et al., 1986). Cette validation peut se diviser en différents types.

2.3.1. Types de validation

Quelques auteurs ont proposé des normes générales à respecter afin de valider un outil d'aide à la décision. Landry et al. (1983) proposaient il y a plusieurs années dans un contexte de validation des modèles en recherche opérationnelle, un processus de validation tenant compte des critères de représentativité, d'utilité et de coûts d'un modèle. Ainsi, ils retiennent cinq types de validation : conceptuelle, logique, expérimentale, opérationnelle et des données. La validation conceptuelle vise à s'assurer de la pertinence des présupposés et hypothèses sous-jacents au modèle conceptuel, la validation logique vise à s'assurer de la capacité du modèle formel à décrire correctement et de manière précise la situation problématique telle qu'elle est définie dans le modèle conceptuel, la validation expérimentale s'intéresse aux types de solutions susceptibles d'être obtenus par le modèle formel, à leur efficacité ainsi qu'à leur sensibilité devant les changements de valeur que peuvent prendre les paramètres du modèle, la validation opérationnelle donne des informations sur les démarches à effectuer pour rendre utiles et utilisables les solutions et les recommandations formulées alors que la validation des données a trait à la complétude, la justesse et l'accessibilité des données, compte tenu des contraintes de coûts. Dans un guide d'évaluation des indicateurs écologiques, Jackson et al. (2000) présentent les lignes de conduite à respecter afin de valider la pertinence conceptuelle, l'interprétation et l'utilité des indicateurs. Par contre, la validation empirique des indicateurs n'est pas discutée.

Bockstaller et Girardin (2003) proposent un plan cadre méthodologique pour la validation des indicateurs environnementaux et divisent le processus de validation en trois types : la validation conceptuelle qui consiste à l'évaluation de la pertinence scientifique de l'outil, la validation empirique qui permet d'examiner la qualité des résultats de sortie de l'indicateur et la validation utilitaire qui permet de s'assurer que l'indicateur est utile et utilisé comme outil d'aide à la décision. De façon générale, la communauté scientifique s'entend sur l'importance du processus de validation; d'abord, sur la représentativité de l'outil vis-à-vis la situation problématique étudiée, tant d'un point de vue conceptuel que pour la construction de ce dernier, ensuite, sur la qualité et l'efficacité de l'information fournie par les résultats de sortie et enfin, sur l'utilité et l'utilisation des solutions produites par l'outil (Bockstaller and Girardin, 2003; Jackson et al., 2000; Landry et al., 1983).

2.3.1.1. Validation empirique

La validation empirique d'un outil d'aide à la décision permet d'évaluer si l'information fournie par ce dernier est fiable, c'est-à-dire que les résultats de sortie de l'outil constituent une bonne évaluation de la réalité et ainsi, permettent une prise de décision éclairée (Bockstaller and Girardin, 2003). Ce type de validation s'appuie exclusivement sur l'expérience et l'observation. Ainsi, les résultats de sortie sont confrontés à des données expérimentales afin d'évaluer leur fiabilité. Il est impératif de vérifier cette fiabilité afin de prévenir des erreurs coûteuses engendrées par une décision basée sur de l'information de mauvaise qualité (Harrison, 1991). De plus, cette validation favorise l'acceptation de l'outil par les futurs utilisateurs et par la communauté scientifique.

2.3.1.1.1. Validation empirique des modèles environnementaux

La validation empirique d'un modèle c'est la comparaison des prédictions produites par ce dernier avec des observations réelles sur le système à l'étude, combinée à l'évaluation de sa capacité à fournir des prédictions fiables (Mitchell, 1997). Une comparaison directe est possible étant donné que les prédictions d'un modèle remplacent

les mesures directes d'un système réel; les deux groupes de données sont de même nature. Par contre, il n'existe aucun plan cadre méthodologique accepté universellement pour la validation empirique des modèles. Ce fait s'explique par la grande diversité des approches de modélisation et le nombre important d'utilisation possible des modèles (Kirchner et al., 1996).

Bockstaller et Girardin (2003) présentent, en s'inspirant de Mayer et Butler (1993), trois types de procédures pour la validation empirique des modèles : la procédure visuelle, la procédure statistique et l'évaluation subjective par le jugement d'experts. La procédure visuelle compare à l'aide d'un graphique, soit les séries chronologiques des données prédites et des données observées, soit des données prédites et des données observées en relation avec leur courbe respective. Cette procédure de validation a souvent été critiquée pour son manque d'objectivité. La procédure statistique est pour sa part beaucoup plus objective et consiste à comparer des données prédites et des données observées à l'aide de différents tests statistiques. L'évaluation subjective par le jugement d'experts consiste à soumettre des données prédites et des données observées à un groupe d'expert pour des fins de comparaison.

2.3.1.1.2. Validation empirique des indicateurs environnementaux

Tel que mentionné précédemment, un indicateur environnemental c'est un signe ou un signal sous forme de variable qui traduit d'une manière simplifiée un système environnemental complexe afin de fournir de l'information utile à la prise de décision (Fisher, 1998; Girardin and Bockstaller, 1997; Mitchell et al., 1995). La validation empirique d'un indicateur consiste à comparer les résultats de sortie de ce dernier avec des données observées dans le but d'évaluer la fiabilité de l'information qu'il fournit. Ainsi, l'objectif de la validation empirique pour les modèles et les indicateurs est le même. Par contre, les procédures de validation proposées pour les modèles ne peuvent pas s'appliquer de la même façon aux indicateurs; ces procédures doivent être adaptées afin de tenir compte

des différences fondamentales entre ces deux outils d'aide à la décision. En effet, les résultats de sortie qui caractérisent l'état d'un système environnemental sont des variables d'état dans le cas d'un modèle alors qu'elles sont des variables indicatrices dans le cas d'un indicateur (Girardin et al., 1999). En d'autres mots, dans le cas des modèles, les résultats de sortie et les valeurs réelles qui expriment l'état du système sont de même nature alors que pour les indicateurs, l'état du système s'exprime par des variables qui simplifient la réalité complexe de ce dernier et qui sont de nature différente. De façon générale, on ne peut pas s'attendre à une relation linéaire entre les résultats de sortie de l'indicateur et les données observées correspondantes (Bockstaller and Girardin, 2003).

Girardin et al. (1999) présentent un test de probabilité dans lequel est défini une aire de probabilité sur une figure représentant les résultats de sortie de l'indicateur et les données observées et où, 95% des points doivent se trouver dans cette aire. La clé de cette procédure est la définition de l'aire de probabilité et cette dernière dépend de la méthode utilisée pour le calcul de l'indicateur et de la précision des données observées. Une autre possibilité, c'est de transformer une relation non linéaire en relation linéaire par le rangement des valeurs des résultats de sortie et des données observées. Ainsi, le rangement des valeurs des résultats de sortie peut être comparé au rangement des valeurs des données observées en utilisant des procédures visuelles ou des tests statistiques. Ces procédures et ces tests sont dits non paramétriques. Un autre problème qui peut survenir lors de la validation empirique, c'est le manque de données observées pour fin de comparaison. Ce manque s'explique généralement par le coût élevé des cueillettes de données ou par les limites d'ordre logistique rattachées à la prise de mesures directes. Dans ce cas, on peut valider l'indicateur à l'aide de d'autres types de données. Reus et al. (1999) proposent de comparer les résultats de sortie de l'indicateur avec ceux d'un autre outil d'aide à la décision répondant à la même problématique mais construit différemment alors que Bockstaller et Girardin (1996) utilisent des données fournies par des experts. Enfin, lorsque aucune donnée alternative n'est disponible, on peut valider l'indicateur par ce que

Bockstaller et Girardin (2003) appellent la validation empirique par expertise globale et qui consiste à valider directement les résultats de sortie par le jugement d'experts.

2.4. Contamination bactérienne des eaux par les productions animales

Récemment, des événements malheureux affectant la qualité de l'eau de consommation ont sensibilisé la population québécoise face à la problématique de contamination des eaux par des bactéries pathogènes zoonotiques. Notamment, l'épidémie ayant frappé la municipalité de Walkerton chez nos voisins ontariens suite à la contamination des eaux municipales par *Escherichia coli* O157:H7 et *Campylobacter* au printemps 2000 (O'connor, 2002).

Une des causes principales de la contamination bactériologique des eaux de surface et souterraines est la production animale; les pratiques agricoles d'épandage des fumures et de pâturage des animaux de production sont à la base de cette problématique (Jamieson et al., 2002). En Amérique du Nord, les pathogènes zoonotiques les plus fréquemment associés à ces pratiques incluent *Escherichia coli*, *Salmonella* spp. et *Campylobacter* spp. (Ford, 1999; Jamieson et al., 2002).

Dans le chapitre suivant, le cheminement des bactéries pathogènes zoonotiques tout au long du système agro-environnemental en cause est passé en revue. De ce fait, l'excrétion des bactéries pathogènes zoonotiques dans les matières fécales des animaux de production, leur survie dans les fumures ainsi que leur transport par les eaux de ruissellement et d'infiltration sont discutés.

2.4.1. Excrétion des bactéries pathogènes zoonotiques par les animaux de production

Mondialement, plusieurs espèces animales utilisées en agriculture sont potentiellement excrétrices de bactéries pathogènes zoonotiques. Principalement, les espèces caprine, ovine, bovine, porcine et aviaire. Le cheptel québécois compte plus de 4380000 et 571000 têtes pour les productions porcine (Elward et al., 2005b) et de bovin laitier (Elward et al., 2005a), respectivement. Au total, il y a épandage de fumures sur plus de 759000 hectares des terres agricoles québécoises (Anonyme, 2001b).

L'excrétion des bactéries pathogènes zoonotiques par les animaux de production peut être quantifiée à l'aide de différentes mesures. Notamment, la prévalence des bactéries chez les animaux, leur concentration dans les matières fécales ainsi que la quantité de matières fécales produite.

2.4.1.1. Prévalence des bactéries pathogènes zoonotiques chez les animaux de production

La littérature portant sur la prévalence de l'infection des animaux de production par des bactéries pathogènes zoonotiques, tant pour la prévalence des troupeaux dont font partis les animaux excréteurs que pour la prévalence des animaux excréteurs, est abondante (tableau I).

Bien que la quantité de données à ce sujet soit considérable, elles sont difficilement comparables étant donné les nombreuses différences méthodologiques entre les études. D'abord, ces prévalences varient en fonction des bactéries, des types d'animaux et des régions géographiques à l'étude (tableau I). De plus, les différences entre les types d'échantillon, les méthodes d'échantillonnage et les méthodes d'analyse de laboratoire utilisés contribuent en partie aux différences observées (Christensen et al., 2002; Cobbold

and Desmarchelier, 2000; Edrington et al., 2004; Fratamico et al., 2004; Jo et al., 2004; Omisakin et al., 2003; Robinson et al., 2004; Wesley et al., 2000).

Des facteurs tels que la saison, l'âge ou le statut physiologique des animaux et le phénomène d'excrétion intermittente de certaines bactéries peuvent aussi expliquer une partie de cette variation. Récemment, Hussein et Sakuma (2005) ont rapporté suite à une revue de la littérature le comportement saisonnier d'*Escherichia coli* O157:H7 chez les bovins laitiers avec une augmentation de la prévalence lors des mois les plus chauds. Cet effet saisonnier a aussi été observé dans quelques études portant sur l'excrétion de *Salmonella* (Fossler et al., 2005; Kabagambe et al., 2000; Wells et al., 2001) et *Campylobacter* (Stanley et al., 1998). L'article de Hussein et Sakuma (2005) met aussi en évidence l'effet de l'âge et du statut physiologique sur la prévalence d'*Escherichia coli* O157:H7 chez les bovins laitiers. Généralement, elle est plus élevée chez les animaux très jeunes. Pour ce qui est du statut physiologique, on observe des variations, mais ces dernières diffèrent selon les études passées en revue. Cette affirmation est aussi valable pour *Salmonella* chez les bovins laitiers. Warnick et al. (2003) ont constaté que les vaches en période péripartum ont plus de chance d'excréter *Salmonella* dans leurs matières fécales que les vaches en lactation alors que Fossler et al. (2005) n'ont constaté aucune association. Ces deux études n'ont pas démontré d'association entre la probabilité d'excréter le pathogène et l'âge des animaux. Pour ce qui est de *Campylobacter*, Sato et al. (2004) ont trouvé une prévalence plus élevée pour les génisses laitières que pour les vaches laitières et Nielsen (2002) a observé une prévalence plus élevée chez les bovins laitiers âgés de quatre mois ou moins que chez les bovins laitiers plus âgés. Chez l'espèce porcine, la majorité des études cible une seule catégorie d'âge ou de statut physiologique et ainsi, peu de données sont disponibles sur l'effet qu'ils ont sur la prévalence des animaux excréteurs. Quelques études longitudinales ont mis en évidence le phénomène d'excrétion intermittente d'*Escherichia coli* (Edrington et al., 2004; Mechie et al., 1997; Robinson et al., 2004; Rugbjerg et al., 2003; Shere et al., 2002) et de *Salmonella* (Edrington et al., 2004; Fossler et al., 2004) chez les animaux de production.

Tableau I. Prévalence (troupeau et animale) de contamination des bovins laitiers et des porcins par différentes bactéries pathogènes zoonotiques.

Bactérie	Catégorie d'animaux	Prévalences (%)		Région géographique	Référence	Remarques
		Troupeau	Animal			
<i>E. coli</i> O157 ¹	Bovin laitier	7,2	-	Pays Bas	(Schouten et al., 2004)	Échantillons groupés
<i>E. coli</i> O157	Bovin laitier	-	6,7	Corée	(Jo et al., 2004)	Échantillons de matières fécales à l'abattoir et à la ferme
<i>E. coli</i> O157	Bovin laitier	-	16,1	Royaume-Uni	(Chapman et al., 1997)	Échantillons de matières fécales à l'abattoir
<i>E. coli</i> O157	Bovin laitier	29,6	3,0	Royaume-Uni	(Paiba et al., 2003)	-
<i>E. coli</i> O157	Génisse laitière	-	5,2	Danemark	(Rugbjerg et al., 2003)	Étude à partir de troupeaux positifs
<i>E. coli</i> O157	Taure laitière	-	11,2	Danemark	(Rugbjerg et al., 2003)	Étude à partir de troupeaux positifs
<i>E. coli</i> O157	Vache laitière	-	2,9	Danemark	(Rugbjerg et al., 2003)	Étude à partir de troupeaux positifs
<i>E. coli</i> O157	Vache laitière	24,2	1,2	États-Unis	(Garber et al., 1999)	-
<i>E. coli</i> O157	Porcin	-	0,4	Royaume-Uni	(Chapman et al., 1997)	Échantillons de matières fécales à l'abattoir
<i>E. coli</i> O157	Porcin	-	2,1	Mexique	(Callaway et al., 2004)	-
<i>E. coli</i> O157	Porcin	-	0,3	Corée	(Jo et al., 2004)	Échantillons de matières fécales à l'abattoir et à la ferme
<i>E. coli</i> O157:H7 ²	Bovin laitier	8,3	0,3	États-Unis	(Hancock et al., 1994)	-
<i>E. coli</i> O157:H7	Bovin laitier	-	4,3	Royaume-Uni	(Meohic et al., 1997)	Étude longitudinale dans une seule ferme
<i>E. coli</i> O157:H7	Bovin laitier	2,6	0,1	Taiwan	(Lin et al., 2001)	-
<i>E. coli</i> O157:H7	Bovin laitier	-	1,9	Australie	(Cobbold and Desmarchelier, 2000)	Étude longitudinale, prévalence des échantillons de matières fécales
<i>E. coli</i> O157:H7	Génisse laitière	4,5	1,8	États-Unis	(Faith et al., 1996)	-

<i>E. coli</i> O157:H7	Génisse laitière	22,0	2,9	États-Unis	(Zhao et al., 1995)	Étude à partir de troupeaux trouvés négatifs par une autre étude
<i>E. coli</i> O157:H7	Génisse laitière	50,0	4,0	États-Unis	(Zhao et al., 1995)	Étude à partir de troupeaux trouvés positifs par une autre étude
<i>E. coli</i> O157:H7	Vache laitière	38,5	6,6	États-Unis	(Dunn et al., 2004)	-
<i>E. coli</i> O157:H7	Vache laitière	-	2,3	États-Unis	(Lejeune and Kauffman, 2005)	-
<i>E. coli</i> O157:H7	Vache laitière	-	1,9	États-Unis	(Murinda et al., 2002b)	-
ECTS ³	Bovin laitier	-	16,7	Australie	(Cobbold and Desmarohelier, 2000)	Étude longitudinale, prévalence des échantillons de matières fécales
ECTS	Vache laitière	49,5	18,0	Allemagne	(Zschöck et al., 2000)	Aucun <i>E. coli</i> O157 détecté
ECTS	Porc	-	11,3	Serbie	(Cobeljic et al., 2005)	-
ECTS	Porc à l'engraissement	-	69,4	États-Unis	(Fratamico et al., 2004)	Aucun <i>E. coli</i> O157 détecté
ECAE ⁴	Génisse laitière	-	14,1	Japon	(Kobayashi et al., 2003)	Génisses laitières de moins de trois mois
ECAE	Taure laitière	-	17,9	Japon	(Kobayashi et al., 2003)	Taures laitières de trois mois et plus
ECEP ⁵	Bovin laitier	41,0	-	Canada	(Waltner-Toews et al., 1986)	-
<i>Salmonella</i> spp.	Bovin laitier	8,0	0,7	Canada	(Sorensen et al., 2003)	Échantillons groupés
<i>Salmonella</i> spp.	Bovin laitier	27,5	-	États-Unis	(Kabagambe et al., 2000)	-
<i>Salmonella</i> spp.	Bovin laitier	90,9	4,8	États-Unis	(Fossler et al., 2004)	Étude longitudinale, prévalence des échantillons de matières fécales
<i>Salmonella</i> spp.	Bovin laitier	-	0,9	Trinidad et Tobago	(Adesiyun et al., 1997)	-
<i>Salmonella</i> spp.	Bovin laitier	16,0	-	États-Unis	(Pacer et al., 1989)	-
<i>Salmonella</i> spp.	Bovin laitier	22,0	-	Canada	(Waltner-Toews et al., 1986)	-
<i>Salmonella</i> spp.	Génisse laitière	14,9	2,2	États-Unis	(Lanoc et al., 1992)	-

<i>Salmonella</i> spp.	Vache laitière	31,4	5,9	États-Unis	(Huston et al., 2002)	-
<i>Salmonella</i> spp.	Vache laitière	100,0	17,0	États-Unis	(Warnick et al., 2003)	Étude longitudinale
<i>Salmonella</i> spp.	Vache laitière	21,1	5,4	États-Unis	(Wells et al., 2001)	-
<i>Salmonella</i> spp.	Vache laitière	25,3	2,2	États-Unis	(Murinda et al., 2002a)	Vaches laitières de réforme
<i>Salmonella</i> spp.	Vache laitière	-	23,1	États-Unis	(Troutt et al., 2001)	Vaches laitières de réforme, échantillons de contenu intestinal à l'abattoir
<i>Salmonella</i> spp.	Porcin	70,7	7,9	Canada	(Letellier et al., 1999a)	Étude à partir de troupeaux positifs
<i>Salmonella</i> spp.	Porcin	100,0	12,0	États-Unis	(Davies et al., 1998)	-
<i>Salmonella</i> spp.	Porcin	-	5,2	Vietnam	(Tran et al., 2004)	-
<i>Salmonella</i> spp.	Porcin	-	5,2	Canada	(Letellier et al., 1999b)	Échantillons de contenu intestinal à l'abattoir
<i>Salmonella</i> spp.	Porcin	92,0	66,0	Belgique	(Nollet et al., 2004)	Échantillons de nœuds lymphatiques mésentériques à l'abattoir
<i>Salmonella</i> spp.	Porcin	-	21,0	Pays Bas	(Oosterom et al., 1985)	-
<i>Salmonella</i> spp.	Porc à l'engraissement	23,2	-	Pays Bas	(van der Wolf et al., 1999)	Échantillons groupés
<i>Salmonella</i> spp.	Porc à l'engraissement	83,0	24,6	États-Unis	(Davies et al., 1997)	-
<i>Campylobacter</i> spp.	Bovin laitier	93,3	27,9	États-Unis	(Sato et al., 2004)	-
<i>Campylobacter</i> spp.	Bovin laitier	-	5,7	Trinidad et Tobago	(Adesiyun et al., 1997)	-
<i>Campylobacter</i> spp.	Porcin	-	59,1	Portugal	(Cabrita et al., 1992)	-
<i>Campylobacter jejuni</i>	Bovin laitier	-	31,2	États-Unis	(Bae et al., 2005)	-
<i>Campylobacter jejuni</i>	Génisse laitière	69,6	42,1	Danemark	(Nielsen, 2002)	-
<i>Campylobacter jejuni</i>	Taure laitière	36,4	20,0	Danemark	(Nielsen, 2002)	-
<i>Campylobacter jejuni</i>	Vache laitière	33,3	9,2	Danemark	(Nielsen, 2002)	-

<i>Campylobacter jejuni</i>	Vache laitière	80,6	37,7	États-Unis	(Wesley et al., 2000)	Vaches laitières de réforme et vaches laitières en santé
<i>Campylobacter jejuni</i>	Porcin	8,3	0,8	Danemark	(Boes et al., 2005b)	-
<i>Campylobacter jejuni</i>	Porcin	-	79,0	Pays Bas	(Oostrom et al., 1985)	-
<i>Campylobacter jejuni/coli</i>	Bovin laitier	13,0	-	Canada	(Waltner-Toews et al., 1986)	-
<i>Campylobacter coli</i>	Bovin laitier	-	5,8	États-Unis	(Bac et al., 2005)	-
<i>Campylobacter coli</i>	Vache laitière	19,4	1,8	États-Unis	(Wesley et al., 2000)	Vaches laitières de réforme et vaches laitières en santé
<i>Campylobacter coli</i>	Porcin	100,0	100,0	Norvège	(Rosef et al., 1983)	Échantillons de matières fécales à l'abattoir
<i>Campylobacter coli</i>	Porcin	-	92,0	Danemark	(Boes et al., 2005b)	-
<i>Campylobacter coli</i>	Porc à l'engraissement	83,3	50,4	France	(Payot et al., 2004)	Échantillons de contenu gastrique à l'abattoir

1 *E. coli* O157 : *Escherichia coli* O157.

2 *E. coli* O157:H7 : *Escherichia coli* O157:H7.

3 ECTS : *Escherichia coli* producteur de toxine de Shiga.

4 ECAE : *Escherichia coli* attachant et effaçant.

5 ECEP : *Escherichia coli* entéro-pathogène.

2.4.1.1.1. Méthodes d'échantillonnage des matières fécales pour les mesures de prévalence

La prévalence de la contamination des animaux de production par des bactéries pathogènes zoonotiques peut se mesurer à partir de différents types d'échantillon. Comme par exemple, à partir de nœuds lymphatiques mésentériques (Nollet et al., 2004) ou du contenu intestinal (Letellier et al., 1999a; Payot et al., 2004; Troutt et al., 2001) des animaux à l'abattoir. Par contre, dans la majorité des cas, ce sont des échantillons de matières fécales qui sont prélevés sur des animaux morts à l'abattoir, chez des animaux vivants à l'abattoir ou chez des animaux vivants directement sur le site de production.

Dans une revue des enquêtes de prévalence d'*Escherichia coli* O157:H7 chez les bovins, Meyer-Broseta et al. (2001) ont observé que différentes techniques sont utilisées pour le prélèvement des matières fécales : écouvillon rectal, prélèvement par fouille transrectale, écouvillon à partir d'un tas de fumures ou prélèvement à partir d'un tas de fumures. La quantité de matières fécales prélevée va aussi différer selon les études, pouvant varier de moins d'un gramme (écouvillon rectal) jusqu'à 75 grammes (Omisakin et al., 2003). La quantité de matières fécales utilisée lors des analyses microbiologiques va elle aussi varier selon les études : moins d'un gramme (écouvillon rectal), un gramme ou dix à 25 grammes. Funk et al. (2000) ont démontré que la sensibilité de détection de *Salmonella enterica* chez l'espèce porcine augmente lorsque le volume de matières fécales augmente en comparant des échantillons d'écouvillon rectal, d'un gramme, de dix grammes et de 25 grammes. Par contre, dans une étude portant sur *Escherichia coli* O157:H7, Pearce et al. (2004) recommandent de tester plusieurs petits sous-échantillons d'un même échantillon afin d'augmenter la sensibilité de détection et ainsi éviter la dilution possible d'un échantillon de volume considérable avec des matières fécales exemptes de pathogènes.

Le transport et l'entreposage des échantillons de matières fécales doivent respecter certaines normes. Dans une revue des enquêtes de prévalence d'*Escherichia coli* O157:H7 chez les bovins, Meyer-Broseta et al. (2001) ont observé des températures d'entreposage allant de la congélation des échantillons jusqu'à 8°C et des intervalles de temps entre les prélèvements et les analyses microbiologiques allant de moins de 24 heures jusqu'à 120 heures. Cependant, dans la majorité des études, pour la plupart des bactéries pathogènes zoonotiques, la température d'entreposage est de 4°C et l'intervalle de temps entre les prélèvements et les analyses microbiologiques est de moins de 48 heures. Dans une étude sur la survie d'*Escherichia coli* O157:H7 dans les matières fécales bovines, Wang et al. (1996) ont constaté une légère diminution du nombre de bactéries après sept jours à 5°C. Dans le cas de *Campylobacter* spp., Ladron de Guevara et al. (1989) ont remarqué une

diminution du taux d'isolation dans des matières fécales humaines d'environ 16% après l'entreposage à 4°C pendant 24 heures.

Meyer-Broseta et al. (2001) rappellent deux aspects importants de la stratégie d'échantillonnage des matières fécales pour une enquête de prévalence : le nombre d'animaux testés doit être suffisamment élevé afin d'obtenir une précision raisonnable sur la prévalence estimée finale et la sélection des troupeaux et des animaux doit être représentative de la population cible. Le nombre d'animaux à tester peut être déterminé à partir de la taille de la population cible et d'une estimation de la prévalence attendue, cette dernière étant obtenue à l'aide de résultats d'études antérieures (Faith et al., 1996; Hassan et al., 2000; Lin et al., 2001; Schouten et al., 2004). Pour que la sélection des troupeaux et des animaux soit représentative, elle doit être aléatoire (Hassan et al., 2000; Meyer-Broseta et al., 2001).

De façon générale, les auteurs s'entendent sur le fait que la méthode d'échantillonnage des matières fécales peut avoir un effet sur le résultat final d'une étude de prévalence et ainsi, la prudence est de mise lors de l'interprétation du résultat.

2.4.1.1.2. Méthodes d'analyse microbiologique des matières fécales pour les mesures de prévalence

Différentes méthodes d'analyse microbiologique sont utilisées pour la détection des bactéries zoonotiques dans les matières fécales et ces méthodes varient selon les pathogènes et les études.

Pour la détection d'*Escherichia coli* O157:H7, Meyer-Broseta et al. (2001) passent rapidement en revue les différentes méthodes utilisées afin d'isoler et d'identifier le pathogène. Parmi celles-ci, on retrouve la méthode par ensemencement de l'échantillon sur un milieu enrichi avec des antibiotiques sélectifs et la technique de la séparation immunomagnétique.

Dans une étude comparant des méthodes de culture directe avec la technique de la séparation immunomagnétique pour l'isolement d'*Escherichia coli* O157 dans les matières fécales bovines, Chapman et al. (1994) ont démontré une plus grande sensibilité de la technique de séparation immunomagnétique.

Pour la détection de *Escherichia coli* producteur de toxine de Shiga, les méthodes utilisées sont semblables chez les porcins (Fratamico et al., 2004) et les bovins laitiers (Cobbold and Desmarchelier, 2000). D'abord, il y a enrichissement de l'échantillon dans un bouillon suivi d'une extraction d'ADN et de la détection de la présence de *Escherichia coli* producteur de toxine de Shiga à l'aide d'un test de réaction en chaîne par polymérase. Puis, l'ensemencement sur gélose des échantillons enrichis positifs est suivi par l'hybridation des colonies et par la confirmation des isolats à l'aide un test de réaction en chaîne par polymérase multiplex. Enfin, les isolats sont évalués pour les sérotypes.

Pour la détection de *Salmonella* spp., on rapporte d'importantes variations selon les méthodes utilisées (Davies et al., 2000). La majorité des méthodes implique l'enrichissement de l'échantillon dans un bouillon, l'ensemencement de l'échantillon enrichi sur des milieux sélectifs et la vérification des colonies typiques de *Salmonella* spp.. Davies et al. (2000) ont comparé deux des méthodes les plus fréquemment utilisées lors d'enquêtes de prévalence chez les porcins et malgré l'observation de résultats semblables, il souligne leur manque de sensibilité et ainsi, la difficulté d'interprétation des résultats de ces enquêtes.

Pour la détection de *Campylobacter* spp., on observe aussi d'importantes variations dans les méthodes utilisées. De ce fait, plusieurs auteurs font une mise en garde face à l'interprétation des résultats des études de prévalence chez les animaux de production (Bae et al., 2005; Inglis et al., 2004; Sato et al., 2004; Wesley et al., 2000).

2.4.1.2 Concentration des bactéries pathogènes zoonotiques dans les matières fécales des animaux de production

Un nombre limité d'auteurs ont étudié la concentration des bactéries pathogènes zoonotiques excrétées dans les matières fécales des animaux de production (tableau II).

Tableau II. Concentration des bactéries pathogènes zoonotiques excrétées dans les matières fécales des bovins laitiers et des porcins.

Bactérie	Catégorie d'animaux	Concentration	Région géographique	Référence	Remarques
<i>E. coli</i> O157 ¹	Taure laitière	250 à 1,6x10 ⁶ ufc/g ²	Royaume-Uni	(Robinson et al., 2004)	Étude longitudinale
<i>E. coli</i> O157:H7 ³	Génisse laitière	60 à 6,8x10 ⁵ ufc/g	États-Unis	(Shere et al., 2002)	Étude longitudinale
<i>E. coli</i> O157:H7	Génisse laitière	2x10 ² à 8,7x10 ⁴ ufc/g	États-Unis	(Shere et al., 1998)	Étude longitudinale
<i>E. coli</i> O157:H7	Génisse laitière	1x10 ³ à 1x10 ⁵ ufc/g	États-Unis	(Zhao et al., 1995)	Étude longitudinale
<i>Salmonella</i> spp.	Porcin	10 ufc/g	Pays Bas	(Oosterom et al., 1985)	-
<i>Campylobacter jejuni</i>	Génisse laitière	2,7x10 ⁴ ufc/g	Danemark	(Nielsen, 2002)	-
<i>Campylobacter jejuni</i>	Taure laitière	7,9x10 ² ufc/g	Danemark	(Nielsen, 2002)	-
<i>Campylobacter jejuni</i>	Vache laitière	1,1x10 ² ufc/g	Danemark	(Nielsen, 2002)	-
<i>Campylobacter jejuni</i>	Porcin	4000 ufc/g	Pays Bas	(Oosterom et al., 1985)	-
<i>Campylobacter thermophile</i>	Bovin laitier	69 NPP/g ⁴	Royaume-Uni	(Stanley et al., 1998)	Étude longitudinale, échantillons groupés
<i>Campylobacter thermophile</i>	Génisse laitière	3.3x10 ⁴ NPP/g	Royaume-Uni	(Stanley et al., 1998)	Étude longitudinale, échantillons groupés

1 *E. coli* O157 : *Escherichia coli* O157.

2 ufc/g : Unité formant de colonies par gramme.

3 *E. coli* O157:H7 : *Escherichia coli* O157:H7.

4 NPP/g : Nombre le plus probable par gramme.

Au cours d'un suivi longitudinal portant sur *Escherichia coli* O157 chez les bovins laitiers, Robinson et al. (2004) ont mis en évidence la présence d'animaux (environ 14%) avec une excrétion élevée (>1x10³ unités formant des colonies par gramme) et persistante alors que la majorité des animaux excrète le pathogène de façon intermittente. De son côté,

Omisakin et al. (2003) ont démontré que les bovins à l'abattoir avec une excrétion élevée ($>1 \times 10^4$ unités formant des colonies par gramme) constituent seulement 9% des animaux testés et que plus de 96% du total des *Escherichia coli* O157 excrétés sont produits par ces mêmes animaux. Cette observation implique que la concentration élevée excrétée par une minorité d'animaux peut être, dans bien des cas, une donnée beaucoup plus pertinente que la prévalence d'animaux excréteurs.

Différents facteurs comme la saison et l'âge des animaux peuvent aussi avoir un effet sur la concentration des pathogènes excrétés dans les matières fécales. Ogden et al. (2004) ont remarqué que les bovins de boucherie avec une excrétion élevée ($>1 \times 10^4$ unités formant des colonies par gramme) excrètent des concentrations plus importantes d'*Escherichia coli* O157 lors des mois les plus chauds. Dans une étude Danoise sur les campylobacters thermophiles, Nielsen (2002) a observé une concentration moyenne 250 fois plus élevée chez les génisses laitières de moins de quatre mois que chez les vaches laitières.

2.4.1.2.1. Méthodes d'échantillonnage des matières fécales pour les mesures de concentration

Les méthodes d'échantillonnage des matières fécales pour les mesures de concentration sont similaires aux méthodes utilisées lors des études de prévalence. En fait, les mesures de concentration et de prévalence sont généralement obtenues à partir des mêmes échantillons.

2.4.1.2.2. Méthodes d'analyse microbiologique des matières fécales pour les mesures de concentration

Afin de mesurer la concentration des pathogènes dans les matières fécales, deux méthodes sont principalement utilisées : le comptage manuel des colonies positives sur des gélosesensemencées (Nielsen, 2002; Robinson et al., 2004; Shere et al., 1998; Shere et al.,

2002) et la méthode du nombre le plus probable (Stanley et al., 1998). Pour la méthode par comptage manuel, le pathogène doit d'abord être isolé à l'aide d'une des méthodes passées en revue à la section 2.4.1.1.2.

2.4.1.3. Quantité de matières fécales produite par les animaux de production

La quantité de matières fécales produite est une mesure utile pour la quantification de l'excrétion des bactéries pathogènes zoonotiques par les animaux de production.

Aux Etats-Unis, Van Horn et al. (1994) ont estimé à partir de données de la littérature qu'une vache laitière typique (635 kilogrammes, ingestion de matières sèches de 17,8 kilogrammes par jour et production de lait de 22,7 kilogrammes par jour) produit en moyenne 34,0 kilogrammes par jour de matières fécales, 5,9 kilogrammes par jour de matières sèches fécales et que le contenu en eau des matières fécales est de 82,6%. De leur côté, Weiss et Wyatt (2004) ont observé une production moyenne de 6,9 kilogrammes par jour de matières sèches fécales chez des vaches laitières. Wilkerson et al. (1997) quant à eux, ont observé une production de matières fécales chez les bovins laitiers allant de 15,1 à 60,0 kilogrammes par jour par 1000 kilogrammes de poids corporel dépendamment de l'âge et du statut physiologique des animaux. Enfin, l'American Society of Agricultural and Biological Engineers (Anonyme, 2003d) estime à 60,0 kilogrammes par jour par 1000 kilogrammes de poids corporel la production de matières fécales chez les vaches laitières.

Au Québec, peu de données sont disponibles sur la quantité de matières fécales produite par les animaux de production. Par contre, le Centre de référence en agriculture et en agroalimentaire du Québec (Anonyme, 2003a) a récemment publié des données sur la quantité de fumures (incluant les eaux de précipitation) produite par animal pour une durée d'élevage donnée chez les animaux de production. À partir de ces données, de données sur la dilution des matières fécales par les eaux de lavage et de pluie et de données sur la dilution des matières fécales par l'urine (Gaudette and Zizka, 1982), il est possible d'estimer la quantité journalière de matières fécales produite par animal.

Des variations considérables sont observées quant à la quantité journalière moyenne de matières fécales produites par les bovins laitiers adultes, allant de 20,4 kilogrammes à 56,7 kilogrammes (Van Horn et al., 1994). Ces variations dépendent de la concentration de la diète en nutriments, de la digestibilité de la diète et la quantité de matières sèches ingérée, elle-même dépendante de l'âge et du statut physiologique des animaux. Chez les vaches laitières, lorsque la production de lait augmente, la quantité de matières sèches ingérée augmente et ainsi, la quantité de matières fécales produite augmente (Van Horn et al., 1994; Wilkerson et al., 1997).

2.4.2. Survie des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures

Au cœur de la problématique de la contamination bactérienne des eaux sont les pratiques agricoles d'épandage des fumures et de pâturage des animaux de production. Avant leur épandage sur les terres agricoles, les fumures sont d'abord entreposées dans des structures prévues à cet effet.

2.4.2.1. Survie des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures entreposées

Par définition, les fumures sont principalement constituées de matières fécales, d'urine, de litière, d'aliments, d'eau de dilution (eaux de lavage et de précipitation), de sang, de tissus animaux et de sécrétions corporelles animales (Pell, 1997; Stehman et al., 1996). Les fumures s'accumulent de façon continue dans la structure d'entreposage et ainsi, forment un mélange de vieilles fumures avec plusieurs nouvelles additions de fumures plus ou moins fraîches (Guan and Holley, 2003; Hutchison et al., 2004a). L'espèce animale et la méthode de gestion des fumures vont influencer la constitution de ces dernières. Au Canada, on retrouve deux grandes catégories de structures d'entreposage : les structures d'entreposage de fumures liquides (fosses, citernes et lagunes de toutes sortes) et les structures d'entreposage de fumures solides ou semi-solides (amas de fumures accumulées à l'intérieur ou à l'extérieur sur le sol ou sur une dalle en béton) (Bourque and

Koroluk, 2003). Au Québec, parmi les fermes ayant une structure d'entreposage, 53,8% des entreprises de bovins laitiers fonctionnent en gestion solide ou semi-solide et 94,6% des entreprises porcines fonctionnent en gestion liquide (Bourque and Koroluk, 2003).

Afin d'examiner la menace posée par les pathogènes zoonotiques, la survie bactérienne dans les fumures entreposées doit être évaluée. De façon générale, les facteurs environnementaux qui limitent l'activité ou la survie des pathogènes sont l'ensoleillement, l'humidité, la congélation, les pH élevés et bas, le niveau d'oxygène et la composition chimique (Stehman et al., 1996). Dans les fumures entreposées, cette survie dépend de plusieurs facteurs incluant, l'âge des fumures, le pH, le contenu en matières sèches, la température, l'aération et les caractéristiques microbiologiques (Himathongkham et al., 1999; Hutchison et al., 2005a; Pell, 1997).

Quelques auteurs ont observé une diminution avec le temps du nombre de bactéries zoonotiques dans les fumures entreposées. Himathongkham et al. (1999) ont observé un taux d'inactivation correspondant à une réaction de première ordre pour *Escherichia coli* O157:H7 et *Salmonella typhimurium* dans des fumures solides et liquides bovines lors d'une étude en laboratoire. Nicholson et al. (2005) ont constaté une survie allant jusqu'à trois mois pour *Escherichia coli* O157, *Salmonella* spp. et *Campylobacter* spp. dans des fumures liquides sous des conditions s'approchant des conditions réelles d'entreposage. Sous des conditions semblables, Hutchinson et al. (2005b) ont observé une diminution avec le temps du nombre de pathogènes pour *Escherichia coli* O157, *Salmonella* spp. et *Campylobacter jejuni* dans des fumures liquides bovines et porcines. Par contre, suite à une étude sur le terrain dans laquelle la quantité de pathogènes dans des fumures entreposées de différents âges a été comparée, Hutchinson et al. (2005a) n'ont observé aucune différence significative. Il explique ce résultat par l'ajout continu de nouvelles fumures aux structures d'entreposage. Enfin, la diminution de la population bactérienne dans les fumures entreposées correspond à une fonction exponentielle décroissante proposée par

Chick en 1908 (Crane and Moore, 1986). Cette fonction s'applique non seulement aux fumures entreposées, mais aussi à tous les environnements hostiles à la survie bactérienne.

En ce qui a trait au pH des fumures, la survie de certaines bactéries zoonotiques semble diminuer lorsqu'il s'éloigne de la neutralité (Henry et al., 1983; Park and Diez-Gonzalez, 2003).

Le contenu en matières sèches des fumures entreposées semble aussi avoir un effet sur la survie des bactéries zoonotiques. Himathongkham et al. (1999) ont observé une meilleure survie pour *Escherichia coli* O157:H7 et *Salmonella typhimurium* dans des fumures solides que dans des fumures liquides à 20 et à 37°C alors qu'il a constaté le phénomène inverse à 4°C. Dans une étude en laboratoire datant de plusieurs années, Jones (1976) rapporte qu'un contenu en matières sèches plus élevé dans des fumures liquides bovines augmente le temps de survie de *Salmonella*. Récemment, deux groupes de recherche différents n'ont constaté aucun effet du contenu en matières sèches dans des fumures liquides pour *Escherichia coli* O157, *Salmonella* spp. et *Campylobacter* spp. (Hutchison et al., 2005b; Nicholson et al., 2005).

Quelques auteurs ont mesuré l'effet de la température d'entreposage des fumures sur la survie bactérienne. Dans une récente revue de la littérature sur la survie des pathogènes dans les fumures entreposées chez les animaux de production, Guan et Holley (2003) résument très bien cet effet : la survie des pathogènes zoonotiques est meilleure dans des fumures entreposées à basse température qu'à température élevée.

Peu d'information existe sur l'effet de l'aération des fumures entreposées sur la survie bactérienne. Selon Kudva et al. (1998), l'aération des fumures diminue la survie d'*Escherichia coli* O157:H7 et ils expliquent en partie cette observation par l'accélération du phénomène de séchage des fumures.

La quantité de départ de bactéries pathogènes présentes dans des fumures entreposées est un facteur important pour l'évaluation de leur survie. Le tableau III présente les données de prévalence et de concentration bactérienne dans des fumures entreposées telles qu'observées par Hutchinson et al. (2004a) au Royaume-Uni.

Tableau III. Prévalence et concentration des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures entreposées des porcins et des bovins au Royaume-Uni.

Bactérie	Bovin		Porcin	
	Prévalence (%)	Concentration (ufc/g ¹)	Prévalence (%)	Concentration (ufc/g)
<i>E. coli</i> O157 ²	11,8	2,1x10 ⁶	13,0	4,5x10 ⁴
<i>Salmonella</i> spp.	8,5	1,0x10 ⁵	7,1	7,6x10 ³
<i>Campylobacter</i> spp.	11,8	8,6x10 ³	12,5	8,2x10 ³

1 ufc/g : Unité formant de colonies par gramme.

2 *E. coli* O157 : *Escherichia coli* O157.

Certains auteurs utilisent le coefficient de décroissance bactérienne afin d'exprimer le taux de décroissance des bactéries zoonotiques dans les fumures entreposées afin de mieux comprendre le phénomène de survie. Ce coefficient varie selon les facteurs présentés précédemment, incluant la température et l'espèce bactérienne (tableau IV).

Malgré le fait que certaines informations soient disponibles au sujet des facteurs influençant la survie des bactéries pathogènes dans les fumures entreposées, il reste encore beaucoup de recherche à réaliser afin de mieux comprendre ce phénomène.

Tableau IV. Coefficient de décroissance des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures entreposées.

Bactérie	Coefficient de décroissance bactérienne (jour ⁻¹)	Température (°C)	Référence
<i>E. coli</i> O157:H7 ¹	0,185	5	(Wang et al., 1996)
<i>E. coli</i> O157:H7	0,37	22	(Wang et al., 1996)
<i>E. coli</i> O157:H7	0,49	37	(Wang et al., 1996)
ECVT ²	0,055	8	(Easton, 1996)
ECVT	0,177	15	(Easton, 1996)
ECVT	0,35	22	(Easton, 1996)
<i>E. coli</i> ³	0,015	18-25	(Kumar et al., 1999)
<i>E. coli</i>	0,030	28	(Kearney et al., 1993b)
<i>E. coli</i>	0,64	35	(Kumar et al., 1999)
<i>E. coli</i>	1,28	35	(Olsen and Larsen, 1987)
<i>Salmonella</i> spp.	0,11	4	(Kearney et al., 1993b)
<i>Salmonella</i> spp.	0,32	8	(Easton, 1996)
<i>Salmonella</i> spp.	0,115	15	(Easton, 1996)
<i>Salmonella</i> spp.	0,13	17	(Kearney et al., 1993b)
<i>Salmonella</i> spp.	0,262	22	(Easton, 1996)
<i>Salmonella</i> spp.	0,067	28	(Kearney et al., 1993a)
<i>Salmonella</i> spp.	0,96	35	(Olsen and Larsen, 1987)
<i>Campylobacter</i> spp.	0,096	8	(Easton, 1996)
<i>Campylobacter</i> spp.	0,164	15	(Easton, 1996)
<i>Campylobacter</i> spp.	0,37	22	(Easton, 1996)
<i>Campylobacter</i> spp.	0,0052	28	(Kearney et al., 1993a)

1 *E. coli* O157 : *Escherichia coli* O157.

2 ECVT : *Escherichia coli* producteur de vérotoxine.

3 *E. coli* : *Escherichia coli*.

2.4.2.1.1. Méthodes d'échantillonnage des fumures entreposées

De façon générale, dans les études où des fumures entreposées sont échantillonnées pour des fins d'analyses microbiologiques, les auteurs ne détaillent pas les méthodes d'échantillonnage ou encore, abordent le sujet sommairement. Hutchinson et al (2005a)

recommandent de former un échantillon composite à partir d'un minimum de 30 prélèvements, d'environ dix grammes chacun, prélevés à des endroits différents et à des profondeurs différentes de la structure d'entreposage.

Quelques publications sur les différents protocoles d'échantillonnage des fumures sont disponibles, mais elles portent généralement sur l'analyse des nutriments contenus dans les fumures entreposées. C'est tout de même l'information disponible se rapprochant le plus de l'échantillonnage des fumures à des fins d'analyses microbiologiques. Il y a quelques années, le gouvernement provincial québécois a publié un rapport traitant des méthodes d'échantillonnage des fumures entreposées (Bernard et al., 1994). Indépendamment du type de structure d'entreposage, les auteurs basent leur stratégie d'échantillonnage sur la présence de stratifications à l'intérieur des fumures et ainsi, prennent en compte les facteurs de variation selon la hauteur et l'éloignement par rapport au centre. Ainsi, ils recommandent de prendre plusieurs prélèvements à différents endroits et à différentes profondeurs. Si on prend en considération les temps de survie des bactéries zoonotiques selon les différentes strates des fumures entreposées (Himathongkham et al., 1999) et le fait qu'il y a ajout continu de fumures aux structures d'entreposage (Guan and Holley, 2003; Hutchison et al., 2004a), on peut supposer qu'il y a une stratification des concentrations des pathogènes zoonotiques dans les fumures entreposées. Pour ce qui est du nombre de prélèvements à prendre par échantillon composite, il varie entre cinq et 20 selon les publications.

Le transport et l'entreposage des échantillons de fumures doivent respecter les mêmes normes que pour les échantillons de matières fécales.

2.4.2.1.2. Méthodes d'analyse microbiologique des fumures entreposées

De façon générale, les méthodes d'analyse microbiologique utilisées pour la détection et l'énumération des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures entreposées sont semblables à celles qui sont utilisées dans le cas des matières fécales. Les

scientifiques sont encore en grande partie dépendants des techniques conventionnelles de culture et d'enrichissement de ces bactéries (Pell, 1997). Seulement quelques méthodes sont adaptées spécifiquement pour l'analyse microbiologique des fumures. C'est le cas de la méthode par extraction d'ADN suivie d'un test de réaction en chaîne par polymérase pour la détection d'*Escherichia coli* O157:H7 (Trochimchuk et al., 2003).

2.4.2.2. Survie des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures et dans les matières fécales au sol

Tel que mentionné précédemment, il y a épandage de fumures sur plus de 759000 hectares des terres agricoles québécoises (Anonyme, 2001b). De plus, environ 202000 hectares sont utilisés pour le pâturage des bovins (Rothwell, 2005). Au Québec, comme partout ailleurs au Canada, l'épandage des fumures suit un cycle saisonnier. En effet, selon une étude de Statistique Canada sur la gestion des fumures (Beaulieu, 2004), 43,9% des fumures produites par les fermes québécoises sont épandues au printemps alors que 15,6% sont épandues à l'automne. Un pourcentage négligeable des fumures produites est épandu à l'hiver et le reste est épandu à l'été, entre les coupes de foin.

L'évaluation de la survie des bactéries pathogènes zoonotiques dans les sols qui reçoivent des fumures est un sujet complexe. D'une part, l'information disponible est limitée et d'autre part, cette information est issue de différents champs d'activités tels que la microbiologie, la pédologie, l'agronomie, l'hydrologie et la météorologie. C'est dans cette optique que quelques auteurs ont publié des recensements de la littérature afin de synthétiser cette information et ainsi, mieux comprendre ce phénomène de survie (Guan and Holley, 2003; Jamieson et al., 2002; Mawdsley et al., 1995; Santamaría and Toranzos, 2003) (tableau V).

Tableau V. Facteurs influençant la survie des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures au sol.

Facteur	Effet sur la survie
Humidité	La survie est meilleure dans des sols humides
Température	La survie est meilleure dans des sols à basse température
pH	La survie est meilleure dans des sols à pH neutre (pH entre 6 et 7)
Disponibilité des nutriments	La survie est meilleure dans des sols avec une disponibilité des nutriments élevée
Type de sol	La survie est meilleure dans les sols à particules fines (meilleure rétention de l'eau et des nutriments)
Contenu en matière organique	La survie est meilleure dans les sols avec un contenu en matière organique élevé (meilleure rétention de l'eau et des nutriments)
Compétition microbienne	La survie est meilleure dans les sols où la compétition microbienne est basse
Prédation microbienne	La survie est meilleure dans les sols où la prédation microbienne est basse

Comme le soulignent Santamaria et Toranzos (2003), plusieurs études évaluent la survie à l'aide de bactéries indicatrices alors que ces dernières se comportent différemment des bactéries pathogènes. En fait, les organismes indicateurs semblent avoir une meilleure survie dans les fumures au sol que les bactéries pathogènes (Mubiru et al., 2000). Ainsi, la prudence est de mise lors de l'interprétation des résultats. Comme il est parfois difficile et dispendieux de mesurer des pathogènes spécifiques, les organismes indicateurs sont régulièrement utilisés pour estimer la contamination des échantillons environnementaux (Meays et al., 2004). La présence de ces organismes indique qu'il est possible que des bactéries pathogènes soient présentes, alors que leur absence indique que les pathogènes sont probablement absents (Anonyme, 2001a). Parmi les organismes indicateurs, on retrouve les coliformes totaux, les coliformes thermo tolérants (coliformes fécaux) et *Escherichia coli* (Anonyme, 2001a; Meays et al., 2004). Leur utilisation dans le domaine des matières fécales (Havelaar et al., 1986) et des fumures entreposées (Plachá et al., 2001)

est possible, mais rare. Par contre, les bactéries indicatrices sont fréquemment utilisées avec les échantillons d'eau (Entry and Farmer, 2001). Les coliformes thermo tolérants sont les indicateurs les plus fréquemment utilisés afin d'évaluer le qualité bactériologique de l'eau même si *Escherichia coli* donne une meilleure indication de la contamination fécale (Anonyme, 2001a).

D'autres facteurs comme l'espèce bactérienne, le gel, l'irradiation solaire et la méthode d'épandage ont une influence sur la survie des bactéries zoonotiques dans les fumures au sol, mais le manque de données, les différences méthodologiques ou les résultats contradictoires des différentes études ne permettent pas d'évaluer la direction de leur effet sur la survie. Dans sa revue de la littérature, Guan et Holley (2003) rapportent des temps de survie au sol allant de 56 à 99 jours pour *Escherichia coli* O157:H7, de 42 à 299 jours pour *Salmonella* et de 10 à 20 jours pour *Campylobacter*. Ainsi, *Salmonella* semble avoir une meilleure survie que les autres bactéries zoonotiques, mais ces études doivent être interprétées avec prudence étant donné les nombreuses différences méthodologiques. Le gel du sol semble diminuer la survie des bactéries zoonotiques, mais des recherches supplémentaires sont nécessaires pour une meilleure compréhension de ce phénomène (Jamieson et al., 2002). Quelques auteurs mentionnent que la survie est diminuée par l'irradiation solaire. Par contre, ces auteurs se basent sur des études qui ne sont pas nécessairement spécifiques à la survie des bactéries au sol. Le taux d'application des fumures lors de l'épandage ne semble pas influencer la survie des bactéries au sol (Jamieson et al., 2002). Enfin, l'effet de l'incorporation des fumures suite à l'épandage sur la survie des bactéries zoonotiques est difficile à interpréter. Hutchinson et al. (2004b) et Saini et al. (2003), lors d'études en laboratoire, ont observé une meilleure survie suite à l'incorporation des fumures alors que Boes et al. (2005a) ont constaté l'effet inverse lors d'une étude sur le terrain.

Tout comme pour la survie dans les fumures entreposées, certains auteurs utilisent le coefficient de décroissance bactérienne afin d'exprimer le taux de décroissance des

bactéries zoonotiques dans les fumures au sol. Ce coefficient varie selon les facteurs présentés au tableau VI, incluant le type de sol et l'espèce bactérienne.

Tableau VI. Coefficient de décroissance des bactéries pathogènes zoonotiques dans les fumures au sol.

Bactérie	Coefficient de décroissance bactérienne (jour ⁻¹)	Type de sol	Référence
<i>E. coli</i> ¹	0,29 à 0,44	Loam sableux fin	(Reddy et al., 1981)
<i>Salmonella</i> spp.	0,35	Loam sableux	(Turpin et al., 1993)
<i>Salmonella</i> spp.	0,26	Argile	(Reddy et al., 1981)
<i>Salmonella</i> spp.	0,07 à 0,92	Argile	(Zibilake and Weaver, 1978)
<i>Salmonella</i> spp.	0,07 à 0,11	Argile	(Zibilake and Weaver, 1978)
<i>Salmonella</i> spp.	1,13 à 1,83	Argile	(Zibilake and Weaver, 1978)
<i>Salmonella</i> spp.	0,05 à 1,47	Loam sableux fin	(Zibilake and Weaver, 1978)
<i>Salmonella</i> spp.	0,03 à 0,78	Loam sableux fin	(Zibilake and Weaver, 1978)
<i>Salmonella</i> spp.	0,71 à 1,30	Loam sableux fin	(Zibilake and Weaver, 1978)

¹ *E. coli* : *Escherichia coli*.

Enfin, peu d'études ont examiné la survie des bactéries pathogènes dans les matières fécales déposées directement sur les pâturages. Dans une étude récente, Avery et al. (2004) ont observé des temps de survie pour *Escherichia coli* allant jusqu'à 162 jours dans des matières fécales bovines.

2.4.3. Transport des bactéries pathogènes zoonotiques par les eaux

La contamination des eaux de surface et des eaux souterraines par des pathogènes zoonotiques suite à l'épandage des fumures et au pâturage des animaux de production est une problématique bien réelle (Jamieson et al., 2002). Afin de contaminer les différents plans d'eau, les pathogènes présents dans sol sont principalement transportés par les eaux de ruissellement et d'infiltration ainsi que par le mouvement de sédiments et de particules de fumures, lui-même favorisé par le mouvement des eaux (Reddy et al., 1981). Bien que la contamination des eaux souterraines par les coliformes fécaux dépasse souvent les

standards pour la consommation (2000 unités formant des colonies par 100 millilitres avant traitement) et l'utilisation récréative (200 unités formant des colonies par 100 millilitres), c'est pour la contamination des eaux de surface suite au ruissellement que le risque de contamination est le plus élevé (Warnemuende and Kanwar, 2000).

À l'image du phénomène de survie des bactéries pathogènes dans le sol, le phénomène de transport de ces dernières par les eaux de ruissellement et d'infiltration est un sujet complexe pour lequel l'information disponible est limitée et difficile à interpréter. Cette difficulté d'interprétation s'explique en partie par le fait que certaines études sur ce sujet sont réalisées à partir d'organismes non pathogènes comme des bactéries indicatrices (Mawdsley et al., 1995). Dans le but de mieux comprendre la migration des pathogènes vers les eaux de surface et les eaux souterraines, quelques auteurs proposent des revues de la littérature sur ce sujet (Jamieson et al., 2002; Majdoub et al., 2004; Mawdsley et al., 1995; Santamaría and Toranzos, 2003). Ainsi, ces revues permettent d'identifier les principaux facteurs influençant le mouvement horizontal et vertical des pathogènes par rapport au sol.

2.4.3.1. Transport des bactéries pathogènes zoonotiques par les eaux de ruissellement

Étant donné que les bactéries sont essentiellement transportées par la phase liquide du sol, le mouvement horizontal est lié au ruissellement des eaux et il est grandement influencé par l'état de saturation en eau du sol et par les précipitations de pluie, plus particulièrement par l'intensité de ces dernières (Jamieson et al., 2002; Mawdsley et al., 1995; Santamaría and Toranzos, 2003). En effet, l'intensité des pluies gouverne le débit de l'écoulement horizontal et par le fait même, le processus de translocation des bactéries; plus le débit augmente, plus le mouvement des bactéries est important. La topographie du sol peut aussi jouer sur le ruissellement et ainsi, influencer le mouvement des pathogènes (Mawdsley et al., 1995). Le travail du sol, avant ou après l'épandage, a un effet sur le mouvement, mais la compréhension de cet effet est limitée (Jamieson et al., 2002). Au

niveau de la surface du sol, la rétention des bactéries par les particules solides est gouvernée essentiellement par le processus de filtration, et à un moindre degré, par le processus d'adsorption (Jamieson et al., 2002; Mawdsley et al., 1995; Santamaría and Toranzos, 2003). Ces processus sont influencés par les propriétés physico-chimiques du sol et par les propriétés propres aux bactéries. Ainsi, l'adsorption est augmentée dans les sols possédant une forte teneur en argile et en matière organique et la filtration est plus importante pour les bactéries de plus grande taille. Le type de fumures, par son contenu en matière organique, peut influencer le processus d'adsorption et, par le fait même, le mouvement horizontal (Mawdsley et al., 1995). Par contre, les études à ce sujet sont parfois contradictoires. Malgré tout, les connaissances actuelles sur le mouvement horizontal des bactéries zoonotiques dans sol sont pour le moment insuffisantes (Jamieson et al., 2002; Mawdsley et al., 1995).

2.4.3.2. Transport des bactéries pathogènes zoonotiques par les eaux d'infiltration

La recherche scientifique sur le mouvement vertical des bactéries zoonotiques au sol se fait principalement de deux façons : à l'aide des colonnes de sol et à l'échelle du champ (Jamieson et al., 2002). Les études de colonnes de sol sont nécessaires à la compréhension de l'influence que certaines propriétés physico-chimiques du sol et pratiques agricoles ont sur le transport des bactéries alors que les études à l'échelle du champ donnent de l'information sous des conditions de pratiques agricoles réelles.

Lors de mouvement vertical, c'est la phase liquide du sol qui transporte les bactéries alors que la phase solide est responsable de leur rétention (Jamieson et al., 2002; Majdoub et al., 2004; Mawdsley et al., 1995). Ce transport est relié aux caractéristiques hydrauliques de l'écoulement vertical et aux caractéristiques physico-chimiques du sol et des solutés (Majdoub et al., 2004). Lorsque que le sol est saturé en eau, le mouvement est favorisé alors que lorsque le sol est sec, les processus de rétention tels que la filtration et l'adsorption sont facilités (Mawdsley et al., 1995). L'infiltration des eaux suite aux

précipitations de pluie ou à l'irrigation d'un champ va affecter le transport des bactéries via le processus de translocation (Jamieson et al., 2002; Majdoub et al., 2004; Mawdsley et al., 1995). En fait, l'intensité des précipitations de pluie ou de l'irrigation détermine le débit de l'écoulement vertical. Plus le débit augmente, plus le transport est important. À cause de leur grande taille, les bactéries sont plus susceptibles au processus de filtration qu'à celui de l'adsorption (Majdoub et al., 2004). La rétention, via le processus d'adsorption augmente dans les sols à haute teneur en argile et en matière organique (Jamieson et al., 2002; Mawdsley et al., 1995). Quelques études réalisées à l'aide de colonnes de sol uniformes ont démontré que plus les particules du sol sont fines, plus la filtration est importante (Jamieson et al., 2002; Mawdsley et al., 1995). Ce phénomène s'explique par la présence de pores de plus petite taille dans les sols plus fins. Par contre, des études à l'échelle du champ combinées à des observations sur des colonnes de sol ont démontré que la rétention des bactéries est moins efficace que prévue (Jamieson et al., 2002; Mawdsley et al., 1995). En effet, ces études ont démontré que les voies préférentielles constituent la voie de transport dominante. Même lorsque le sol n'est pas saturé en eau, le mouvement des bactéries est possible via les voies préférentielles. Ces dernières sont principalement causées par la faune du sol (vers de terre, insectes, taupes), le gel et le dégel, la sécheresse, les racines et l'érosion. Le travail du sol, avant ou après l'épandage, semble diminuer le transport vertical suite à la destruction des voies préférentielles, mais de la recherche supplémentaire est nécessaire à une meilleure compréhension de ce phénomène (Jamieson et al., 2002). Plusieurs autres facteurs comme le type de fumures, la méthode d'épandage, la saison, la température et le pH du sol ainsi que les propriétés de surfaces des bactéries peuvent influencer le mouvement vertical des bactéries, mais la compréhension de leur effet est limitée (Jamieson et al., 2002; Majdoub et al., 2004; Mawdsley et al., 1995).

2.4.3.3. Méthodes d'échantillonnage des eaux

La collecte des échantillons d'eau est une étape importante pour l'évaluation de la contamination bactérienne des eaux de surface et des eaux souterraines par les productions

animales. Cette collecte se fait principalement de deux façons : à l'échelle du champ agricole et à l'échelle du bassin versant (Jamieson et al., 2002). Lors d'études visant l'évaluation du risque microbiologique engendré par la contamination bactérienne des eaux, la mesure de la concentration des pathogènes ou des organismes indicateurs constitue généralement l'objectif principal de détection (Straub and Chandler, 2003). De plus, afin de connaître la charge de contaminants pour une superficie donnée, certains auteurs mesurent le volume d'eau récolté ou encore l'estime à partir de différentes mesures comme le débit (Spurlock, 1999).

Le transport et l'entreposage des échantillons d'eau pour des fins d'analyse microbiologique doivent respecter certaines normes. L'intervalle de temps entre la collecte et le début de l'analyse de l'échantillon ne doit pas excéder 24 heures (malgré qu'un intervalle de 48 heures soit acceptable) et l'échantillon doit être transporté et conservé dans une glacière (Anonyme, 2001a).

2.4.3.3.1. Méthodes d'échantillonnage des eaux de ruissellement

Il y a quelques années, le gouvernement californien publiait un document portant sur les méthodes de collecte des eaux de ruissellement dans les champs agricoles (Spurlock, 1999). Bien que ce document se rapporte à la contamination des eaux par les pesticides, les méthodes de collecte revues sont de nature générale et peuvent s'appliquer à la contamination bactérienne des eaux. Ainsi, quatre méthodes d'échantillonnage des eaux sont décrites : système de collecte placé le long de la bordure d'un champ, canal de drainage à la surface d'un champ, système de collecte intégrant le temps à l'échelle du champ et système de collecte à l'échelle du cours d'eau.

Habituellement, le dispositif de collecte utilisé pour l'échantillonnage le long de la bordure d'un champ consiste à une gouttière qui récolte les eaux qui ruissellent vers l'extérieur d'un champ et à un bac de récupération, lui-même relié à la gouttière. Le principal avantage de ce type de système est qu'il permet de mesurer directement le volume

total des eaux de ruissellement pour une superficie donnée en plus de permettre la mesure de la concentration moyenne en contaminants pour ces mêmes eaux (Spurlock, 1999). Ainsi, il est possible à partir du volume et de la concentration moyenne de calculer la charge totale de contaminant pour une superficie de ruissellement donnée. Edwards et Daniel (1994) ont collecté des échantillons d'eau de ruissellement pour des fins d'analyse microbiologique à l'aide d'une gouttière en aluminium de 1.5 mètre placée en bordure d'une parcelle de 1.5 par six mètres. Dans une étude sur l'érosion des sols suite au ruissellement des eaux, Zougmore et al. (1998) utilisent un système de collecte de ce type lui permettant de mesurer les volumes d'eau récoltés. De plus, Edwards et Daniel (1994) et Zougmore et al. (1998) délimitent chaque côté des parcelles à l'aide de lames de tôle pour empêcher l'introduction d'eau extérieure ou la fuite de l'eau qui ruisselle de l'intérieur.

La collecte des eaux de ruissellement à partir d'un canal de drainage à la surface d'un champ permet la mesure de la concentration de l'eau pour un contaminant à un point précis du champ (Spurlock, 1999). Ce type de système de collecte peut prendre plusieurs formes. Abu-Ashour et Lee (2000), dans une étude sur le transport des bactéries par les eaux de ruissellement, creusent des canaux en forme de V de trois centimètres de profondeur afin de diriger les eaux vers des bouteilles de plastique enfoncées dans le sol. Hunter et al. (2000), dans une étude semblable, facilitent la récupération des eaux de surface à l'aide de tubes de plastique de 30 centimètres de long insérés horizontalement à la surface du sol afin de concentrer le ruissellement des eaux en un point précis.

Certains auteurs prélèvent des échantillons d'eau à partir de cours d'eau drainant des champs agricoles. Ces prélèvements peuvent se faire directement à l'aide d'une bouteille d'échantillonnage (Hunter et al., 2000) ou à partir de stations d'échantillonnage permanentes (Anonyme, 2003b). Par contre, la prudence est de mise lors de l'interprétation des résultats obtenus à partir de ces échantillons étant donné que le contenu de ces cours d'eau est un mélange des eaux de ruissellement et d'infiltration (Duchemin, communication personnelle).

D'autres types de mesure, telles la quantité de précipitation de pluie et la pente du champ agricole, peuvent s'avérer utiles lors de l'échantillonnage des eaux de ruissellement. La quantité de précipitation de pluie se mesure généralement à l'aide d'un pluviomètre. Les deux types de pluviomètre les plus utilisés sont le pluviomètre standard (Palmer, 2005a) et le pluviomètre électronique à auget bascule (Palmer, 2005b). Le pluviomètre standard est fait à partir d'un entonnoir qui récupère les eaux de pluie et les dirige vers un cylindre gradué. La quantité de précipitation de pluie peut ensuite être déduite en mesurant la hauteur de l'eau dans le cylindre gradué et en corrigeant pour la superficie de l'entonnoir en contact avec les précipitations. Bien qu'il existe plusieurs types de pluviomètres standards commercialisés, il est possible d'en construire un soit même; le plus souvent à partir d'une bouteille de boisson gazeuse vide en plastique de deux litres. Le pluviomètre artisanal a l'avantage d'être plus économique mais il est moins précis qu'un pluviomètre commercial. Le pluviomètre électronique à auget bascule récupère les eaux de pluie à l'aide de deux augets qui basculent à tour de rôle une fois qu'une quantité donnée de pluie est collectée. Le nombre de fois que les augets basculent est ensuite enregistré électroniquement afin d'estimer la quantité de précipitation de pluie. Le principal problème de ce type de pluviomètre est qu'il sous-estime cette quantité lors de pluies violentes. Afin de déterminer la pente au niveau d'un sol, des levées topographiques peuvent être réalisées à l'aide de différentes techniques incluant : le théodolite, la station totale, la photogrammétrie aérienne et le GPS (Anonyme, 2003c). Grosso modo, le théodolite mesure les angles au niveau du sol et les distances sont mesurées au moyen d'un ruban d'acier ou, plus souvent, d'un télémètre électronique alors que la station totale comprend un théodolite et un télémètre électronique contenus dans un seul et même instrument. Lorsque que ces techniques ne sont pas disponibles, l'utilisation des bases théoriques (triangulation) de fonctionnement du théodolite et quelques instruments (ruban d'acier, ruban à mesurer, niveau à bulle) permettent de calculer la pente d'un champ.

2.4.3.3.2. Méthodes d'échantillonnage des eaux d'infiltration

Les systèmes de collecte des eaux d'infiltration utilisés dans les champs agricoles sont nombreux : lysimètre à bac par gravité, lysimètre à bac sous tension, lysimètre à succion, puit horizontal, puit vertical et drain artificiel. Le choix de la méthode d'échantillonnage est important étant donné l'impact significatif que cette dernière peut avoir sur les résultats (Boll et al., 1992). La collecte d'un échantillon représentatif peut s'avérer difficile. D'une part, l'eau d'infiltration se trouvant dans le système de collecte peut parfois être diluée suite à l'élévation de la nappe phréatique et d'autre part, plusieurs polluants peuvent être exclus des systèmes de collecte suite à la filtration des particules solides du sol sur lesquelles sont fréquemment fixés les polluants (Steenhuis et al., 2004).

Le lysimètre à bac par gravité est un dispositif (généralement un bac installé sous la surface du sol au niveau de la zone non saturée en eau) qui intercepte les eaux d'infiltration se dirigeant vers les eaux souterraines (Esling, 1996). Ce dispositif permet d'échantillonner des eaux d'infiltration pour une superficie donnée (Steenhuis et al., 2004). Par contre, le contournement de quantités considérables des eaux d'infiltration est fréquemment observé dû au gradient de pression hydrostatique entre le sol et le bac de récupération (Glendon et al., 2004). Ce phénomène rend difficile la mesure du volume d'eau pour une superficie donnée. L'installation de ce type de système est laborieuse (Steenhuis et al., 2004) et cause une perturbation de la structure du sol au dessus du bac, modifiant ainsi les propriétés d'écoulement de l'eau dans le sol (Esling, 1996; Glendon et al., 2004). Ce problème peut être en partie évité en installant le lysimètre par la paroi latérale d'un fossé adjacent à un champ (Esling, 1996). Stoddard et al. (1998) utilisent plusieurs dispositifs de ce type afin de mesurer la concentration des eaux d'infiltration en coliformes fécaux dans les champs agricoles où des fumures ont été épandues. Dans cette étude, chaque lysimètre est fait d'acier inoxydable, mesure 91 centimètres de longueur par 61 centimètres de largeur, a une capacité de 85 litres d'eau, est placé à 90 centimètres de profondeur et possède un tube

d'accès en PVC. De plus, une petite pompe rotative en plastique est utilisée afin de récupérer les échantillons d'eau.

Le lysimètre à bac sous tension est semblable au lysimètre à bac par gravité à la différence qu'il possède un réseau capillaire appliquant une succion passive à l'interface du sol et du bac, limitant ainsi le problème de contournement des eaux d'infiltration (Boll et al., 1992).

Le lysimètre à succion est un tube en plastique, enfoncé verticalement dans le sol, d'environ cinq centimètres de diamètre et de longueur variable avec une extrémité qui dépasse à la surface du sol et l'autre extrémité en céramique poreuse qui permet la succion de l'eau d'infiltration à l'intérieur du tube (Esling, 1996). Malgré que ce dispositif soit peu dispendieux et facile d'installation, la représentativité des échantillons d'eau récoltés est discutable (Barbee and Brown, 1986; Brown et al., 1990). L'utilisation de ce type de dispositif pour l'évaluation de la contamination bactérienne des eaux d'infiltration semble limitée.

Quelques auteurs utilisent des puits expérimentaux horizontaux et verticaux ou encore des puits permanents afin d'évaluer la qualité de l'eau s'infiltrant vers les eaux souterraines. Afin d'évaluer la qualité microbiologique des eaux souterraines des terres non agricoles, Entry et Farmer (2001) utilisent des puits horizontaux de dix centimètres de diamètre et des puits verticaux de 20 centimètres de diamètre construits à partir de tubes de PVC, sans toutefois donner plus de détails sur leur installation. Krapac et al. (2002) mesurent la concentration de certaines bactéries indicatrices dans les eaux souterraines à proximité des structures d'entreposage de fumures porcines à l'aide de puits verticaux expérimentaux. Rahe et al. (1978) quant à eux, évaluent le transport vertical d'*Escherichia coli* dans les champs agricoles saturés en eau à l'aide de puits verticaux expérimentaux. Chaque puit est construit à partir d'un tube de PVC de 19 millimètres de diamètre, bouché aux deux extrémités et enfoncé verticalement dans le sol. Plusieurs trous de trois millimètres de diamètre sont percés au niveau de l'extrémité se trouvant dans le sol et des

grilles en nylon sont fixées par dessus chaque trou afin d'empêcher les particules solides du sol de pénétrer à l'intérieur du puit. Afin que le puit soit placé verticalement dans le sol, un trou de quatre centimètres de diamètre est creusé à l'aide d'une tarière. Une fois que le puit est en place, le trou est rempli principalement avec du sable et la portion du trou au niveau de la surface du sol est remplie avec de l'argile bentonite afin d'assurer l'étanchéité du puit à ce niveau. L'eau s'accumule principalement dans le dispositif suite à l'élévation de la nappe phréatique et la récupération des échantillons d'eau se fait à l'aide d'une ligne de vide. Enfin, dans un projet de recherche du gouvernement du Nouveau-Brunswick (Anonyme, 2003b), la qualité microbiologique des eaux souterraines est évaluée à partir de puits permanents situés sur des propriétés à proximité de champs agricoles où il y a épandage de fumures.

Tel que présenté par Jamieson et al. (2002) dans une revue de la littérature sur le transport des bactéries pathogènes par les eaux dans les champs agricoles, plusieurs auteurs utilisent le système de drainage artificiel des champs afin d'évaluer la qualité microbiologique de l'eau s'infiltrant vers les eaux souterraines.

D'autres types de mesure, tels la quantité de précipitation de pluie et le niveau de la nappe phréatique (piézomètre), peuvent s'avérer utiles lors de l'échantillonnage des eaux d'infiltration.

2.4.3.4. Méthodes d'analyse microbiologique des eaux

La détection des pathogènes spécifiques dans des échantillons d'eau est souvent problématique étant donné que les pathogènes sont très dilués, que la sensibilité des nombreuses méthodes utilisées est parfois inadéquate et que ces mêmes méthodes sont difficilement comparables (Straub and Chandler, 2003). Malgré que plusieurs méthodes pour la détection des pathogènes spécifiques existent (Straub and Chandler, 2003), l'utilisation des bactéries indicatrices (coliformes totaux, coliformes thermo tolérants, *Escherichia coli*) pour l'évaluation de la qualité microbiologique de l'eau est beaucoup plus

pratique et répandue (Anonyme, 2001a; Meays et al., 2004). Bien que les coliformes thermo tolérants soient les plus utilisés (Anonyme, 2001a), *Escherichia coli* est l'organisme indicateur le plus fiable pour indiquer une contamination fécale et la présence possible d'un pathogène dans un échantillon d'eau (Anonyme, 2001a; Meays et al., 2004).

Au Canada, trois méthodes d'analyse microbiologique sont présentement utilisées pour la détection des organismes indicateurs (coliformes totaux, coliformes thermo tolérants, *Escherichia coli*) dans l'eau : présence/absence, membrane filtrante et fermentation en tubes multiples (Anonyme, 2001a).

Chapitre 3. Méthodologie

3.1. Méthodologie générale

Pour cette étude, l'approche de validation utilisée est de nature empirique. Deux ensembles de données sont mesurés parallèlement dans plusieurs sites agricoles afin d'être comparés. Plus précisément, les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et par le calcul des valeurs des charges de coliformes fécaux sont comparés. Il y a deux validations, une pour les eaux de surface et une pour les eaux souterraines. Les équations pour le calcul des IPHA théoriques (Bigras-Poulin et al., 2004) sont modifiées afin de respecter certaines limites d'ordre logistique quant à la validation empirique. Afin d'évaluer la contamination bactérienne des eaux après l'épandage des fumures, les charges de coliformes fécaux sont calculées à partir de données collectées par des dispositifs de collecte des eaux (ruissellement et infiltration). Autant pour les IPHA que pour les charges de coliformes fécaux, les données collectées sont obtenues préférentiellement de façon spécifique à chaque site agricole à l'aide d'un questionnaire, de mesures directes ou d'observations. Lorsqu'il est impossible d'obtenir des données spécifiques, ces dernières sont tirées de la littérature.

La question de recherche est : y a-t-il une association entre les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et par le calcul des valeurs des charges de coliformes fécaux des eaux? Ainsi, l'hypothèse nulle est qu'il n'y a pas d'association entre les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et par le calcul des valeurs des charges de coliformes fécaux des eaux et l'hypothèse alternative est qu'il y a effectivement une association. Un test de rangs non paramétrique est utilisé afin de tester cette hypothèse étant donné que les IPHA et charges de coliformes fécaux n'ont pas des distributions normales et que la taille de l'échantillon est petite (les tests non paramétriques sont peu sensibles aux valeurs aberrantes). Ainsi, le test choisi est un test de rang non paramétrique de Spearman ($H_0 : R_s = 0$) avec un seuil *alpha* de 0,05 (Siegel and Castellan, 1988). Les analyses statistiques sont réalisées à l'aide du logiciel NCSS (Hintze, 2001).

L'unité de calcul des IPHA et des charges de coliformes fécaux est le site agricole. Un site agricole correspond à la parcelle sur laquelle les dispositifs de collecte des eaux sont installés, aux terres agricoles sur lesquelles les fumures entreposées sont épandues lors de la période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle, à la (aux) structure (s) d'entreposage dans laquelle (lesquelles) sont entreposées ces fumures et au (x) bâtiment (s) qui héberge (nt) les animaux qui participent à l'accumulation des fumures qui vont être utilisées lors de la période d'épandage.

3.2. Traitement des données

Dans le cadre de cette validation empirique, les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et par le calcul des valeurs des charges de coliformes fécaux sont comparés. Ces rangements sont obtenus d'une part, pour les eaux de surface et d'autre part, pour les eaux souterraines.

3.2.1. Calcul des IPHA

Lors de leur utilisation comme outil d'aide à la décision, les IPHA sont calculés à l'aide d'équations (annexe 1) composées de différents attributs, eux-mêmes composés des différentes variables d'entrée (annexe 2). Afin de respecter certaines limites d'ordre logistique quant à la validation empirique, les équations originales doivent être modifiées. D'abord, la validation se fait à l'échelle du site agricole alors que l'utilisation prévue des IPHA correspond à une échelle géographique supérieure, comme la municipalité ou le bassin versant. De plus, la validation tient compte de la première pluie significative suite à un seul épandage pour chaque site agricole alors que les IPHA sont utilisés à une échelle de temps annuelle. Enfin, cette validation porte seulement sur les coliformes fécaux et tout l'aspect pâturage est laissé de côté.

3.2.1.1. Définitions et sources des données des variables d'entrée pour le calcul des IPHA

Toujours dans un cadre de validation, certaines variables d'entrée pour le calcul des IPHA sont supprimées, ajoutées ou modifiées dans leurs définitions. Ainsi, chaque variable d'entrée est définie et la source des données est identifiée (annexe 3). Ces variables d'entrée sont présentées au tableau VII.

Tableau VII. Variables d'entrée pour le calcul des IPHA dans le cadre de la validation.

Variable	Définition abrégée	Unité	Source des données
Af ¹	Inventaire moyen des animaux contribuant à l'accumulation des fumures entreposées	animal	Spécifique (questionnaire)
Cdf	Valeur de drainage du sol de la parcelle	-	Spécifique (cartes pédologiques)
Cex ¹	Concentration en coliformes fécaux des matières fécales chez les animaux excréteurs	ufc/g ²	Spécifique (échantillonnage des matières fécales)
Dej ¹	Masse journalière moyenne de matières fécales produites par animal	g/animal*jour ³	Littérature
Fvf	Fraction du volume des fumures entreposées utilisées pour l'épandage	-	Spécifique (questionnaire)
Iepfi	Intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux d'infiltration	jour	Spécifique (observations)
Iepfr	Intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux de ruissellement	jour	Spécifique (observations)
Inc	Présence ou absence d'un travail du sol après l'épandage	-	Aucune ⁴
Inj	Présence ou absence d'injection des fumures dans le sol lors de l'épandage	-	Spécifique (questionnaire)
Joursint ¹	Période, incluse dans Tf, pendant laquelle les animaux de Af sont à l'intérieur des bâtiments	jour	Spécifique (questionnaire)
Kf	Coefficient de décroissance bactérienne dans les fumures entreposées	jour ⁻¹	Littérature
Ksf	Coefficient de décroissance bactérienne dans les fumures épandues	jour ⁻¹	Littérature
L	Présence ou absence d'un travail du sol avant l'épandage	-	Aucune ⁴
Mif	Fraction des bactéries des fumures épandues qui est véhiculée par les eaux d'infiltration	-	Aucune ⁴
Mrf	Fraction des bactéries des fumures épandues qui est véhiculée par les eaux de ruissellement	-	Aucune ⁴

Pentef	Pente de la parcelle	%	Spécifique (mesure directe)
Pfi	Quantité de pluie reçue pendant Iepfi	mm ⁵	Spécifique (pluviomètre)
Pfr	Quantité de pluie reçue pendant Iepfr	mm	Spécifique (pluviomètre)
Prf ¹	Prévalence animale des animaux de Af excréteurs de coliformes fécaux	-	Littérature
Sf	Surface d'épandage	ha ⁶	Spécifique (questionnaire)
Tf	Période d'entreposage des fumures	jour	Spécifique (questionnaire)

1 Par catégorie d'animaux.

2 ufc/g : Unité formant des colonies par gramme.

3 g/animal*jour : Gramme par animal*jour.

4 Valeur toujours égale à un étant donné le manque d'information dans la littérature.

5 mm : Millimètre.

6 ha : Hectare.

3.2.1.2. Équations pour le calcul des IPHA

Dans cette section, les équations modifiées utilisées pour le calcul des IPHA pour la validation empirique sont présentées; d'une part, pour les attributs (équations 1 à 6) et d'autre part, pour les indicateurs (équations 7 et 8). Pour les équations suivantes, l'indice i représente l'espèce animale alors que l'indice j représente la catégorie animale.

Équation 1. Excrétion des bactéries par les animaux contribuant à l'accumulation des fumures (Animal1f).

$$\text{Animal1f}_{ij} = \text{Afc}_{ij} \times \text{Prf}_{ij} \times \text{Dej}_{ij} \times \text{Cex}_{ij} \times \text{Fvf} \quad (\text{ufc/jour})$$

$$\text{où, } \text{Afc}_{ij} = \text{Af}_{ij} \times \text{Fractint}_{ij} \quad (\text{animal})$$

$$\text{avec, } \text{Fractint}_{ij} = \frac{\text{Joursint}_{ij}}{\text{Tf}} \quad (\text{sans dimension})$$

Équation 2. Survie des bactéries dans les fumures entreposées (Animal2).

$$\text{Animal2} = \frac{\left(1 - e^{-K_f \times T_f}\right)}{K_f} \quad (\text{jour})$$

Équation 3. Survie des bactéries dans le sol avant le ruissellement des eaux (Animal3fr).

$$\text{Animal3fr} = e^{-K_{sf} \times I_{epfr}} \quad (\text{sans dimension})$$

Équation 4. Survie des bactéries dans le sol avant l'infiltration des eaux (Animal3fi).

$$\text{Animal3fi} = e^{-K_{sf} \times I_{epfi}} \quad (\text{sans dimension})$$

Équation 5. Transport des bactéries par les eaux de ruissellement (Ruisf).

$$\text{Ruisf} = \frac{M_{rf} \times P_{fr} \times C_{rf} \times L \times I_{nc} \times (1 - I_{nj})}{S_f} \quad (\text{mm/ha})$$

$$\text{où, } C_{rf} = 0.00447 + (0.02105 \times P_{entef}) + 0.03900 \times \left(C_{df} \times \frac{4}{7}\right) \quad (\text{sans dimension})$$

Équation 6. Transport des bactéries par les eaux d'infiltration (Infif).

$$\text{Infif} = \frac{M_{if} \times P_{fi} \times C_{if} \times L \times I_{nc}}{S_f} \quad (\text{mm/ha})$$

$$\text{où, } C_{if} = 1 - C_{rf} \quad (\text{sans dimension})$$

$$\text{avec, } C_{rf} = 0.00447 + (0.02105 \times P_{entef}) + 0.03900 \times \left(C_{df} \times \frac{4}{7}\right) \quad (\text{sans dimension})$$

Équation 7. IPHA pour les eaux de surface (IPHASurf).

$$\text{IPHASurf} = \text{Log}_{10} \left\{ \text{Ruisf} \times \left[\sum_{ij} \text{Animal1} f_{ij} \right] \times \text{Animal2} \times \text{Animal3} f_r \right\} \quad (\text{Log}_{10} \text{ mm}^* \text{ufc/ha})$$

Équation 8. IPHA pour les eaux souterraines (IPHASout).

$$\text{IPHASout} = \text{Log}_{10} \left\{ \text{Infif} \times \left[\sum_{ij} \text{Animal1} f_{ij} \right] \times \text{Animal2} \times \text{Animal3} f_i \right\} \quad (\text{Log}_{10} \text{ mm}^* \text{ufc/ha})$$

3.2.2. Calcul des charges de coliformes fécaux

Afin d'évaluer la contamination en coliformes fécaux des eaux, les charges de coliformes fécaux sont calculées. D'une part, pour les eaux de surface et d'autre part, pour les eaux souterraines.

3.2.2.1. Définitions et sources des données des variables d'entrée pour le calcul des charges de coliformes fécaux

Chaque variable d'entrée est définie et la source des données est identifiée (annexe 4). Ces variables d'entrée sont présentées dans le tableau VIII.

Tableau VIII. Variables d'entrée pour le calcul des charges de coliformes fécaux dans le cadre de la validation.

Variable	Définition abrégée	Unité	Source des données
Coi	Concentration des coliformes fécaux dans les eaux d'infiltration	ufc/100ml ¹	Spécifique (échantillonnage des eaux d'infiltration)
Cor	Concentration des coliformes fécaux dans les eaux de ruissellement	ufc/100ml	Spécifique (échantillonnage des eaux de ruissellement)
Sf	Surface d'épandage	ha ²	Spécifique (questionnaire)
Spar	Surface de la parcelle	ha	Spécifique (mesure directe)
Vi	Volume des eaux d'infiltration collecté par le dispositif de collecte des eaux d'infiltration	ml ³	Spécifique (mesure directe)
Vr	Volume des eaux de ruissellement collecté par le dispositif de collecte des eaux de ruissellement	ml	Spécifique (mesure directe)

1 ufc/100ml : Unité formant des colonies par 100 millilitres.

2 ha : Hectare.

3 ml : Millilitre.

3.2.2.2. Équations pour le calcul des charges de coliformes fécaux

Dans cette section, les équations utilisées pour le calcul des charges de coliformes fécaux dans le cadre de la validation empirique sont présentées (équations 9 et 10). Étant donné la difficulté d'évaluer la surface d'où provient l'eau d'infiltration récoltée par le dispositif de collecte des eaux d'infiltration, on considère cette surface comme étant constante pour la totalité des dispositifs. Ainsi, l'équation pour le calcul des charges de coliformes fécaux des eaux d'infiltration ne tient pas compte de cette surface.

Équation 9. Charges de coliformes fécaux pour les eaux de surface (CBsurf).

$$CB_{surf} = \frac{V_r \times C_{or} \times S_f}{S_{par}} \quad (ufc)$$

Équation 10. Charges de coliformes fécaux pour les eaux souterraines (CBsout).

$$CB_{sout} = V_i \times C_{oi} \times S_f \quad (\text{ufc} \cdot \text{ha})$$

3.3. Collecte des données

Dans le cadre de cette étude de validation, la collecte des données a permis d'obtenir de façon spécifique des données pour certaines variables utilisées pour le calcul des IPHA et des charges de coliformes fécaux. Pour des questions d'ordre budgétaire, technique et logistique, cette collecte s'est déroulée sur deux périodes différentes. D'abord une première collecte de données pendant la période d'épandage de l'automne 2003 puis, une deuxième lors de la période d'épandage du printemps 2004.

3.3.1. Sélection des sites agricoles

Pour la sélection des sites agricoles, un premier contact a d'abord été établi avec le secrétaire des Clubs-conseils en agroenvironnement, Michel Dupuis. Ensuite, à partir d'une liste des clubs-conseils de la province de Québec, quelques agronomes ont été contactés par téléphone afin de leur présenter l'étude et les différents critères de sélection des sites agricoles. Puis, quelques producteurs potentiellement intéressés à participer à cette étude ont été référés par les agronomes des clubs-conseils. Enfin, les producteurs ont été contactés par téléphone et un rendez-vous a été fixé afin de leur présenter l'étude de façon détaillée et de s'assurer qu'ils répondent aux critères de sélection.

Chaque site agricole devait répondre à différents critères de sélection : présence d'une période d'épandage, espèce animale, région, type de sol de la parcelle, type de culture de la parcelle et pente de la parcelle. Le critère de base étant la présence d'une période d'épandage. Afin d'être représentatif de la diversité québécoise, une certaine

variabilité de sites agricoles pour les différents critères devait être observée. De façon générale, cette variabilité a été observée (tableau IX).

Tableau IX. Variabilité des sites agricoles.

Espèce animale	Région	Parcelle			Nombre de sites agricoles (n = 24)
		Type de sol	Type de culture	Pente	
Bovin laitier	Montérégie	Sable, loam sableux	Céréales	Forte (7% et plus)	2
	Chaudière-Appalaches	Argile, loam argileux	Prairies	Forte (7% et plus)	1
	Montérégie	Sable, loam sableux	Maïs	Modérée (3% à 6%)	2
	Montérégie	Argile, loam argileux	Maïs	Modérée (3% à 6%)	2
	Estric	Sable, loam sableux	Maïs	Modérée (3% à 6%)	1
	Centre-du-Québec	Argile, loam argileux	Prairies	Faible (2% et moins)	1
	Centre-du-Québec	Argile, loam argileux	Prairies	Modérée (3% à 6%)	1
	Centre-du-Québec	Argile, loam argileux	Céréales	Faible (2% et moins)	1
	Centre-du-Québec	Sable, loam sableux	Maïs	Modérée (3% à 6%)	1
	Montérégie	Argile, loam argileux	Prairies	Modérée (3% à 6%)	1
Porcin	Montérégie	Sable, loam sableux	Céréales	Forte (7% et plus)	1
	Québec	Sable, loam sableux	Céréales	Forte (7% et plus)	1
	Montérégie	Argile, loam argileux	Prairies	Modérée (3% à 6%)	1
	Montérégie	Sable, loam sableux	Maïs	Forte (7% et plus)	1
	Montérégie	Argile, loam argileux	Céréales	Forte (7% et plus)	1
	Montérégie	Sable, loam sableux	Maïs	Modérée (3% à 6%)	2
	Estric	Sable, loam sableux	Prairies	Forte (7% et plus)	1
	Estric	Argile, loam argileux	Maïs	Forte (7% et plus)	1
	Chaudière-Appalaches	Sable, loam sableux	Céréales	Forte (7% et plus)	1
	Mixte	Bas-Saint-Laurent	Sable, loam sableux	Céréales	Modérée (3% à 6%)

3.3.2. Sélection des parcelles

Par définition, une parcelle correspond à une surface rectangulaire d'une terre agricole, située directement sur le bord du champ, de trois mètres de largeur parallèlement au bord du champ par dix mètres (cinq mètres pour quatre parcelles et huit mètres pour une parcelle) de longueur perpendiculairement au bord du champ. Un dispositif de collecte des eaux de ruissellement est installé sur le bord de trois mètres de la parcelle, en bordure du champ, et un dispositif de collecte des eaux d'infiltration est installé dans un des deux coins

supérieurs de la surface rectangulaire. Les deux coins supérieurs de la parcelle sont délimités à l'aide de drapeaux (figure 1).

Les parcelles devaient répondre à différents critères afin d'être sélectionnées :

1. Que la parcelle ait une pente minimale de 2% perpendiculairement à la bordure du champ (dans le sens de la longueur de la parcelle).
2. Que la parcelle n'ait pas ou très peu de pente parallèlement à la bordure du champ (dans le sens de la largeur de la parcelle). Ce critère est plus facile à respecter lorsque la parcelle n'est pas dans le coin d'un champ.
3. Qu'il y ait un fossé ou encore la possibilité d'en creuser un directement en bordure du champ (vers l'extérieur de la parcelle) afin d'installer le bac de collecte des eaux de ruissellement.

3.3.3. Questionnaires

Un questionnaire a été administré à chaque producteur participant à l'étude lors de la première visite du site agricole expérimental. Ce questionnaire a permis d'obtenir des informations générales et d'établir un lien de communication avec le producteur, de planifier la logistique de la collecte des données et d'obtenir des valeurs pour certaines variables d'entrée utilisées pour le calcul des IPHA et des charges de coliformes fécaux.

Il y a deux questionnaires : un pour les producteurs de bovins laitiers et un pour les producteurs porcins (annexe 5). Suite à la collecte de données de l'automne 2003, les questionnaires ont été validés. Ainsi, certaines questions ont été ajoutées ou modifiées dans le questionnaire de la collecte de données du printemps 2004.

3.3.4. Dispositif de collecte des eaux de ruissellement

Le dispositif de collecte des eaux de ruissellement consiste en une gouttière en plastique placée en bordure de la parcelle (sur la largeur de la parcelle du côté de la bordure

du champ) dans laquelle tombe l'eau ruisselant sur la surface de la parcelle (figure 1). Cette eau chemine ensuite vers une des deux extrémités de la gouttière puis dans une descente de gouttière en plastique placée perpendiculairement à la gouttière pour finalement aboutir dans le bac de collecte des eaux de ruissellement. Le dispositif est mis en opération après l'épandage des fumures sur la parcelle et l'échantillon d'eau de ruissellement est récolté suite à une précipitation d'eau de pluie significative, soit une précipitation d'eau de pluie suffisamment importante pour permettre l'accumulation d'au moins 700 millilitres d'eau dans le dispositif.



Figure 1. Dispositif de collecte des eaux de ruissellement. Le bas de la parcelle (côté de la bordure du champ) est délimité par la gouttière alors que le haut est délimité par deux drapeaux rouges.

3.3.4.1. Installation du dispositif de collecte des eaux de ruissellement

L'installation du dispositif de collecte des eaux de ruissellement peut se faire quelques jours avant l'épandage des fumures alors que sa mise en opération doit se faire le plus tôt possible après l'épandage, soit dans les 24 heures qui suivent. La procédure d'installation et de mise en opération de ce dispositif est présentée, étape par étape, à l'annexe 6.

3.3.4.2. Méthode de prélèvement des eaux de ruissellement

L'échantillon d'eau de ruissellement est récolté suite à une précipitation d'eau de pluie significative, soit une précipitation d'eau de pluie suffisamment importante pour permettre l'accumulation d'au moins 700 millilitres d'eau dans le dispositif. Tout au long de cette procédure, il est important de s'assurer que l'échantillon n'est pas contaminé par d'autres microorganismes. La méthode de prélèvement des eaux de ruissellement est présentée, étape par étape, à l'annexe 7.

3.3.5. Dispositif de collecte des eaux d'infiltration

Le dispositif de collecte des eaux d'infiltration consiste à un tube de PVC enfoncé verticalement dans la terre, bouché aux deux extrémités et troué sur une partie de sa longueur (figure 2). L'eau s'infiltrant dans le sol de la parcelle pénètre dans le tube par les trous et tombe dans le fond du tube (les six derniers pouces du tube ne sont pas troués). Le dispositif est installé dans un des deux coins supérieurs de la parcelle, à la limite extérieure de cette dernière, après l'épandage des fumures. L'échantillon d'eau d'infiltration est récolté suite à une précipitation d'eau de pluie significative, soit une précipitation d'eau de pluie suffisamment importante pour permettre l'accumulation d'au moins 700 millilitres d'eau dans le dispositif.



Figure 2. Dispositif de collecte des eaux d'infiltration.

3.3.5.1. Installation du dispositif de collecte des eaux d'infiltration

L'installation du dispositif de collecte des eaux d'infiltration doit se faire le plus tôt possible après l'épandage des fumures, soit dans les 24 heures qui suivent. La procédure d'installation et de mise en opération de ce dispositif est présentée, étape par étape, à l'annexe 8.

3.3.5.2. Méthode de prélèvement des eaux d'infiltration

L'échantillon d'eau d'infiltration est récolté suite à une précipitation d'eau de pluie significative, soit une précipitation d'eau de pluie suffisamment importante pour permettre l'accumulation d'au moins 700 millilitres d'eau dans le dispositif. Tout au long de cette procédure, il est important de s'assurer que l'échantillon n'est pas contaminé par d'autres microorganismes. La méthode de prélèvement des eaux d'infiltration est présentée, étape par étape, à l'annexe 9.

3.3.6. Échantillonnage des fumures

Bien que les données de la concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées fournies par cet échantillonnage ne soient pas utiles pour le calcul des IPHA ou des charges de coliformes fécaux, ces dernières servent à la validation partielle des IPHA. En effet, la concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées est comparée avec le produit des attributs Animal1f et Animal2. Plus précisément, les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs du produit des attributs Animal1f et Animal2 et par la mesure des valeurs de la concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées sont comparés. L'hypothèse nulle est qu'il n'y a pas d'association entre ces rangements. Un test de rang non paramétrique de Spearman est utilisé afin de tester cette hypothèse ($H_0 : R_s = 0$) (Siegel and Castellan, 1988). Le seuil *alpha* de ce test est de 0,05 et il est réalisé à l'aide du logiciel NCSS (Hintze, 2001). Un échantillon de fumures est collecté pour chaque site agricole.

3.3.6.1. Sélection des sites de collecte des fumures

L'échantillon collecté provient de la structure d'entreposage contenant les fumures qui sont épandues lors de la période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle choisie.

3.3.6.2. Méthode de prélèvement des fumures

La méthode de prélèvement des fumures dépend du type de fumures à échantillonner (liquides, solides ou semi-solides), du type de structure d'entreposage (fosses, citernes, lagunes et amas de toutes sortes) et des différentes limites d'ordre technique et logistique dont l'accès à la structure d'entreposage. Ainsi, quatre méthodes différentes ont été utilisées pour le prélèvement des fumures :

1. Pour les structures d'entreposage à fumures liquides (généralement des fosses circulaires) qui sont facilement accessibles, la méthode des colonnes intégrales a été utilisée. Cette méthode a été recommandée par Caroline Côté de l'Institut de Recherche et de Développement en Agroenvironnement (Côté, communication personnelle). Le dispositif de collecte consiste en un tube de plastique de trois pieds de long et d'environ un pouce de diamètre dont l'extrémité distale se bouche lorsqu'il est remonté verticalement vers la surface. Ainsi, la hauteur intégrale de la structure d'entreposage peut être prélevée. Entre deux et quatre colonnes intégrales sont prélevées par structure (points équidistants à environ deux pieds du bord de la structure). Les fumures sont ensuite mélangées dans un sac en plastique stérilisé et 350 millilitres sont récoltés dans une bouteille de plastique stérilisée de 500 millilitres.
2. Pour les structures d'entreposage à fumures solides ou semi-solides qui sont facilement accessibles, quatre échantillons superficiels et 16 échantillons à plus de 30 centimètres de profondeur d'environ 10 grammes chacun et répartis uniformément sont prélevés. Les fumures sont ensuite mélangées dans un sac en plastique stérilisé et environ 25 grammes sont récoltés dans un petit sac en plastique stérilisé.
3. Pour les structures d'entreposage à fumures liquides pour lesquelles il est impossible d'utiliser la méthode des colonnes intégrales dû à la présence d'une croûte trop épaisse à la surface, l'échantillon est prélevé directement dans le réservoir de l'épandeur au moment de l'épandage. 350 millilitres de fumures sont récoltés dans une bouteille de plastique stérilisée de 500 millilitres.
4. Pour les structures d'entreposage à fumures solides ou semi-solides qui sont difficilement accessibles, l'échantillon est prélevé directement dans la structure, suite au brassage des fumures. 350 millilitres de fumures sont récoltés dans une bouteille de plastique stérilisée de 500 millilitres.

Une fois que l'échantillon est prélevé par une de ces quatre méthodes, il est identifié et acheminé, à environ 4°C, le plus rapidement possible au laboratoire (en moins de 48 heures).

3.3.7. Échantillonnage des matières fécales

Dix échantillons de matières fécales sont collectés pour chaque site agricole.

3.3.7.1. Sélection des animaux

Les animaux dont les matières fécales sont prélevées, sont ceux dont les déjections sont entreposées dans la structure d'entreposage d'où proviennent les fumures qui sont épandues lors de la même période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la (les) parcelle (s) choisie (s). La concentration en coliformes fécaux des matières fécales chez les animaux excréteurs (variable Cex) est calculée séparément pour chaque site agricole et pour chaque catégorie d'animaux : vache laitière, taureau laitier, taure laitière (un an et plus), veau laitier d'abattage (moins de deux mois), génisse laitière (moins de 12 mois), truie mise bas (avec porcelets non sevrés), truie en gestation, verrat, truie de remplacement, porc à l'engraissement et porcelet sevré. Ainsi, lorsque possible, pour un site agricole donné, chaque catégorie d'animaux présente est échantillonnée. Par exemple, pour un site de 60 vaches laitières, 20 taures laitières et 20 génisses laitières, quatre vaches laitières, trois taures laitières et trois génisses laitières sont échantillonnées. Pour une question d'ordre budgétaire, le nombre d'échantillon est limité à dix par site agricole. Les animaux dont les matières fécales sont prélevées sont généralement sélectionnés au hasard; pour un petit nombre d'animaux, la sélection s'est faite selon les préférences de l'éleveur.

3.3.7.2. Méthode de prélèvement des matières fécales

Chaque échantillon est prélevé à l'aide d'un gant de fouille au moment même où l'animal défèque ou par fouille transrectale (bovins laitiers adultes). Le gant de fouille est

changé entre chaque prélèvement. Pour chaque échantillon, environ 25 grammes de matières fécales sont prélevés et placés dans un petit sac en plastique stérilisé. Enfin, l'échantillon est identifié, gardé à environ 4°C et acheminé le plus rapidement possible au laboratoire (en moins de 48 heures).

3.4. Analyse microbiologique des échantillons

Dans le cadre de cette étude, l'ensemble des échantillons est analysé au laboratoire de l'Agence de santé publique du Canada à St-Hyacinthe par l'équipe de la Docteure Marie-Josée Champagne.

3.4.1. Sélection des pathogènes à analyser

Pour différentes questions d'ordre budgétaire, technique et logistique, l'étude de validation empirique des IPHA se limite aux coliformes fécaux.

3.4.2. Méthode d'analyse microbiologique des eaux

Pour les échantillons d'eau qui sont filtrables, le dénombrement des coliformes fécaux se fait selon la méthode par filtration sur membrane (Anonyme, 2000b). Ces résultats sont obtenus en duplicata. C'est la méthode prioritaire pour l'analyse microbiologique des eaux. Pour les échantillons d'eau qui sont non dilués et qui ne sont pas filtrables, le dénombrement des coliformes fécaux se fait selon la méthode par tubes multiples (Anonyme, 1999). Ainsi, la concentration en coliformes fécaux de l'échantillon d'eau est mesurée (en unité formant des colonies par 100 millilitres).

3.4.3. Méthode d'analyse microbiologique des fumures et des matières fécales

Pour les échantillons de fumures de matières fécales, le dénombrement des coliformes fécaux se fait selon la méthode par plaques Petrifilm (Anonyme, 2000a). La concentration en coliformes fécaux de l'échantillon est mesurée (en unité formant des colonies par gramme). Ces résultats sont obtenus en duplicata, pour ensuite en faire une moyenne. Cette méthode est validée seulement pour l'analyse microbiologique des aliments. Toutefois, elle est parfois utilisée pour l'analyse microbiologique des fumures et des matières fécales.

Chapitre 4. Résultats

4.1. Description des données

La collecte des données s'est déroulée sur deux périodes différentes : la période d'épandage de l'automne 2003 et celle du printemps 2004 (tableau X). Pour trois des entreprises visitées à l'automne 2003, des données relatives aux eaux de surface et aux eaux souterraines ont été collectées en double; il y avait deux parcelles (donc deux sites agricoles), une avec incorporation des fumures après l'épandage et une sans incorporation.

Tableau X. Collecte des données.

Données collectées	Nombre de sites agricoles		
	Automne 2003	Printemps 2004	Total
Contamination des eaux de surface	9	14	23
Contamination des eaux souterraines	8	13	21

4.1.1. Description des données utilisées comme variables d'entrée pour le calcul des IPHA

Dans cette section, seules les données qui ont été collectées de façon spécifique sont présentées. Ainsi, les données qui ont été obtenues à l'aide d'un questionnaire, d'observations ou de mesures directes sont décrites. Pour chaque variable d'entrée, les données utilisées sont décrites pour les sites agricoles de bovins laitiers (tableau XI) et pour les sites porcins (tableau XII). Au total, il y a 13 sites de bovins laitiers et dix sites porcins. Le site V est décrit seul étant donné qu'il est mixte (tableau XIII); des animaux des deux espèces animales participent à l'accumulation des fumures qui sont épandues lors de la période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle choisie.

Dans le cas de la concentration en coliformes fécaux des matières fécales chez les animaux excréteurs (variable Cex), pour des raisons d'ordre logistique, pour quelques sites agricoles, il n'y a pas de données pour certaines catégories d'animaux. Pour un site agricole

donné, la valeur de la variable Cex qui est utilisée correspond à la valeur moyenne des échantillons collectés sur ce même site et ce, pour chaque catégorie d'animaux; lorsque aucun échantillon n'est collecté pour une catégorie d'animaux donnée, la valeur utilisée est celle de la catégorie d'animaux la plus près physiologiquement. L'annexe 10 présente les valeurs de la variable Cex pour chaque site agricole.

Pour ce qui est des variables Iepfi et Pfi, elles sont seulement utilisées dans les équations relatives à la contamination des eaux souterraines alors que les variables Iepfr, Inj et Pfr sont seulement utilisées dans les équations relatives à la contamination des eaux de surface. Dans le cas de la variable Joursint, les données sont traitées par catégorie d'animaux et ont été collectées seulement pour les catégories où il y a au moins un animal.

Tableau XI. Description des données utilisées comme variables d'entrée pour le calcul des IPHA pour les sites agricoles de bovins laitiers.

Variable	Définition abrégée	Unité	Médiane (25° centile; 75° centile)	Nombre de sites agricoles
Af	Inventaire moyen des animaux contribuant à l'accumulation des fumures entreposées	vache	68 (45; 85)	13
		taureau	0 (0; 0)	13
		taure	22 (18; 35)	13
		veau d'abattage	0 (0; 8)	13
		génisse	24 (15; 25)	13
Cdf	Valeur de drainage du sol de la parcelle	-	5,0 (3,0; 5,0)	13
Cex	Concentration en coliformes fécaux des matières fécales chez les animaux excréteurs	ufc/g ¹ (vache)	839909 (349679; 2696095)	13
		ufc/g (taureau)	-	0
		ufc/g (taure)	70778 (37900; 2455000)	11
		ufc/g (veau d'abattage)	-	0
		ufc/g (génisse)	665417 (50975; 3755357)	12
Fvf	Fraction du volume des fumures entreposées utilisées pour l'épandage	-	1,00 (0,29; 1,00)	13
Iepfi	Intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux d'infiltration	jour	14 (5; 24)	10

Iepfr	Intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux de ruissellement	jour	9 (5; 14)	13
Inj	Présence (1) ou absence (0) d'injection des fumures dans le sol lors de l'épandage	-	0 (0; 0)	13
Joursint	Période, incluse dans Tf, pendant laquelle les animaux de Af sont à l'intérieur des bâtiments	jour (vache)	266 (223; 322)	11
		jour (taureau)	206 (202; 209)	2
		jour (taure)	206 (181; 251)	12
		jour (veau d'abattage)	365 (287; 365)	6
		jour (génisse)	365 (261; 365)	13
Pentef	Pente de la parcelle	%	5,50 (3,25; 6,00)	13
Pfi	Quantité de pluie reçue pendant Iepfi	mm ²	53 (32; 120)	10
Pfr	Quantité de pluie reçue pendant Iepfr	mm	27 (14; 45)	13
Sf	Surface d'épandage	ha ³	24 (15; 54)	13
Tf	Période d'entreposage des fumures	jour	365 (261; 365)	13

1 ufc/g : Unité formant des colonies par gramme.

2 mm : Millimètre.

3 ha : Hectare.

Tableau XII. Description des données utilisées comme variables d'entrée pour le calcul des IPHA pour les sites agricoles porcins.

Variable	Définition abrégée	Unité	Médiane (25° centile; 75° centile)	Nombre de sites agricoles
Af	Inventaire moyen des animaux contribuant à l'accumulation des fumures entreposées	truie mise bas	17 (0; 55)	10
		truie en gestation	27 (0; 143)	10
		verrat	1 (0; 1)	10
		truie de remplacement	0 (0; 12)	10
		porc à l'engraissement	255 (0; 633)	10
		porcelet sevré	100 (0; 814)	10
Cdf	Valeur de drainage du sol de la parcelle	-	3,5 (3,0; 5,5)	10
Cex	Concentration en coliformes fécaux des matières fécales chez les animaux excréteurs	ufc/g ¹ (truie mise bas)	15100000 (9347619; 16356667)	5
		ufc/g (truie en gestation)	10281169 (9550000; 19333333)	5
		ufc/g (verrat)	-	0
		ufc/g (truie de remplacement)	3393545 (1948273; 4838818)	2
		ufc/g (porc à l'engraissement)	1829229 (390934; 4141258)	6
		ufc/g (porcelet sevré)	3562349 (2908929; 3913939)	5
Fvf	Fraction du volume des fumures entreposées utilisées pour l'épandage	-	0,92 (0,51; 1,00)	10

Iepfi	Intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux d'infiltration	jour	16 (7; 19)	10
Iepfr	Intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux de ruissellement	jour	14 (8; 25)	9
Inj	Présence (1) ou absence (0) d'injection des fumures dans le sol lors de l'épandage	-	0 (0; 0)	9
Joursint	Période, incluse dans Tf, pendant laquelle les animaux de Af sont à l'intérieur des bâtiments	jour (truie mise bas)	222 (221; 230)	6
		jour (truie en gestation)	222 (220; 222)	5
		jour (verrat)	222 (220; 222)	5
		jour (truie de remplacement)	222 (221; 225)	4
		jour (porc à l'engraissement)	234 (232; 232)	6
		jour (porcelet sevré)	222 (220; 232)	5
Pentef	Pente de la parcelle	%	7,00 (5,31; 9,13)	10
Pfi	Quantité de pluie reçue pendant Iepfi	mm ²	34 (16; 71)	10
Pfr	Quantité de pluie reçue pendant Iepfr	mm	37 (20; 61)	9
Sf	Surface d'épandage	ha ³	28 (8; 44)	10
Tf	Période d'entreposage des fumures	jour	227 (221; 234)	10

1 ufc/g : Unité formant des colonies par gramme.

2 mm : Millimètre.

3 ha : Hectare.

Tableau XIII. Description des données utilisées comme variables d'entrée pour le calcul des IPHA pour le site mixte.

Variable	Définition abrégée	Unité	Valeur
Af	Inventaire moyen des animaux contribuant à l'accumulation des fumures entreposées	vache	27
		taure	10
		génisse	11
		porc à l'engraissement	800
Cdf	Valeur de drainage du sol de la parcelle	-	7,0
Cex	Concentration en coliformes fécaux des matières fécales chez les animaux excréteurs	ufc/g ¹ (vache)	230833
		ufc/g (taure)	157525
		ufc/g (génisse)	121000
		ufc/g (porc à l'engraissement)	478333
Fvf	Fraction du volume des fumures entreposées utilisées pour l'épandage	-	0,24
Iepfi	Intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux d'infiltration	jour	13
Iepfr	Intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux de ruissellement	jour	13
Inj	Présence (1) ou absence (0) d'injection des fumures dans le sol lors de l'épandage	-	0
Joursint	Période, incluse dans Tf, pendant laquelle les animaux de Af sont à l'intérieur des bâtiments	jour (vache)	249
		jour (taure)	249
		jour (génisse)	249
		jour (porc à l'engraissement)	249
Pentef	Pente de la parcelle	%	6,00

Pfi	Quantité de pluie reçue pendant Iepfi	mm ²	35
Pfr	Quantité de pluie reçue pendant Iepfr	mm	35
Sf	Surface d'épandage	ha ³	32
Tf	Période d'entreposage des fumures	jour	249

1 ufc/g : Unité formant des colonies par gramme.

2 mm : Millimètre.

3 ha : Hectare.

4.1.2. Description des données utilisées comme variables d'entrée pour le calcul des charges de coliformes fécaux

Comme pour la section précédente, seules les données qui ont été collectées de façon spécifique sont présentées. Pour chaque variable d'entrée, les données utilisées sont décrites pour les sites agricoles de bovins laitiers (tableau XIV), pour les sites porcins (tableau XV) et pour le site mixte (tableau XVI).

Pour ce qui est des variables C_{oi} et V_i , elles sont seulement utilisées dans les équations relatives à la contamination des eaux souterraines alors que les variables C_{or} , S_{par} et V_r sont seulement utilisées dans les équations relatives à la contamination des eaux de surface.

Tableau XIV. Description des données utilisées comme variables d'entrée pour le calcul des charges de coliformes fécaux pour les sites agricoles de bovins laitiers.

Variable	Définition abrégée	Unité	Médiane (25° centile; 75° centile)	Nombre de sites agricoles
Coi	Concentration des coliformes fécaux dans les eaux d'infiltration	ufc/100ml ¹	335 (61; 719)	10
Cor	Concentration des coliformes fécaux dans les eaux de ruissellement	ufc/100ml	835 (7; 92000)	13
Sf	Surface d'épandage	ha ²	24 (15; 54)	13
Spar	Surface de la parcelle	ha	0,0030 (0,0024; 0,0030)	13
Vi	Volume des eaux d'infiltration collecté par le dispositif de collecte des eaux d'infiltration	ml ³	3450 (2900; 7250)	10
Vr	Volume des eaux de ruissellement collecté par le dispositif de collecte des eaux de ruissellement	ml	1600 (1200; 7000)	13

1 ufc/100ml : Unité formant des colonies par 100 millilitres.

2 ha : Hectare.

3 ml : Millilitre.

Tableau XV. Description des données utilisées comme variables d'entrée pour le calcul des charges de coliformes fécaux pour les sites agricoles porcins.

Variable	Définition abrégée	Unité	Médiane (25 ^e centile; 75 ^e centile)	Nombre de sites agricoles
Coi	Concentration des coliformes fécaux dans les eaux d'infiltration	ufc/100ml ¹	49 (11; 86)	10
Cor	Concentration des coliformes fécaux dans les eaux de ruissellement	ufc/100ml	350 (240; 4128)	9
Sf	Surface d'épandage	ha ²	28 (8; 44)	10
Spar	Surface de la parcelle	ha	0,0030 (0,0030; 0,0030)	9
Vi	Volume des eaux d'infiltration collecté par le dispositif de collecte des eaux d'infiltration	ml ³	2550 (1338; 3850)	10
Vr	Volume des eaux de ruissellement collecté par le dispositif de collecte des eaux de ruissellement	ml	1150 (825; 1625)	9

¹ ufc/100ml : Unité formant des colonies par 100 millilitres.

² ha : Hectare.

³ ml : Millilitre.

Tableau XVI. Description des données utilisées comme variables d'entrée pour le calcul des charges de coliformes fécaux pour le site mixte.

Variable	Définition abrégée	Unité	Valeur
Coi	Concentration des coliformes fécaux dans les eaux d'infiltration	ufc/100ml ¹	130
Cor	Concentration des coliformes fécaux dans les eaux de ruissellement	ufc/100ml	240
Sf	Surface d'épandage	ha ²	32
Spar	Surface de la parcelle	ha	0,0030
Vi	Volume des eaux d'infiltration collecté par le dispositif de collecte des eaux d'infiltration	ml ³	6000
Vr	Volume des eaux de ruissellement collecté par le dispositif de collecte des eaux de ruissellement	ml	350

1 ufc/100ml : Unité formant des colonies par 100 millilitres.

2 ha : Hectare.

3 ml : Millilitre.

4.2. Validation empirique des IPHA

Pour chaque site agricole les variables d'entrée nécessaires au calcul des IPHA et des charges de coliformes fécaux ont été obtenues. Ainsi, les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et par le calcul des valeurs des charges de coliformes fécaux, tant pour la problématique de la contamination bactérienne des eaux de surface que pour la problématique de la contamination bactérienne des eaux souterraines, ont été déterminés.

4.2.1. Rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux : eaux de surface

Tableau XVII. Rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux : eaux de surface.

Site agricole	IPHASurf		CBsurf	
	Valeur	Rang	Valeur (ufc ¹)	Rang
G	9,694	1	2,21E+09	18
G (inc)	9,812	2	4,79E+08	14
O	10,351	3	7,54E+04	3
M	11,002	4	1,70E+09	17
B	11,104	5	1,27E+05	4
V	11,295	6	9,06E+06	8
H	11,332	7	2,15E+08	12
K	11,470	8	3,42E+11	21
Q	11,822	9	1,77E+04	1
W	12,007	10	6,62E+06	7
F (inc)	12,316	11	2,44E+12	23
F	12,328	12	4,31E+11	22
D (inc)	12,456	13	2,25E+05	6
D	12,464	14	2,25E+08	13
S	12,656	15	1,15E+10	19
E	12,791	16	1,05E+09	15
P	12,793	17	1,14E+07	9
N	12,837	18	1,53E+05	5
R	12,895	19	1,59E+09	16
U	13,200	20	1,67E+11	20
A	13,257	21	1,38E+07	10
L	13,320	22	5,40E+04	2
T	13,572	23	1,32E+08	11

¹ ufc : unité formant des colonies.

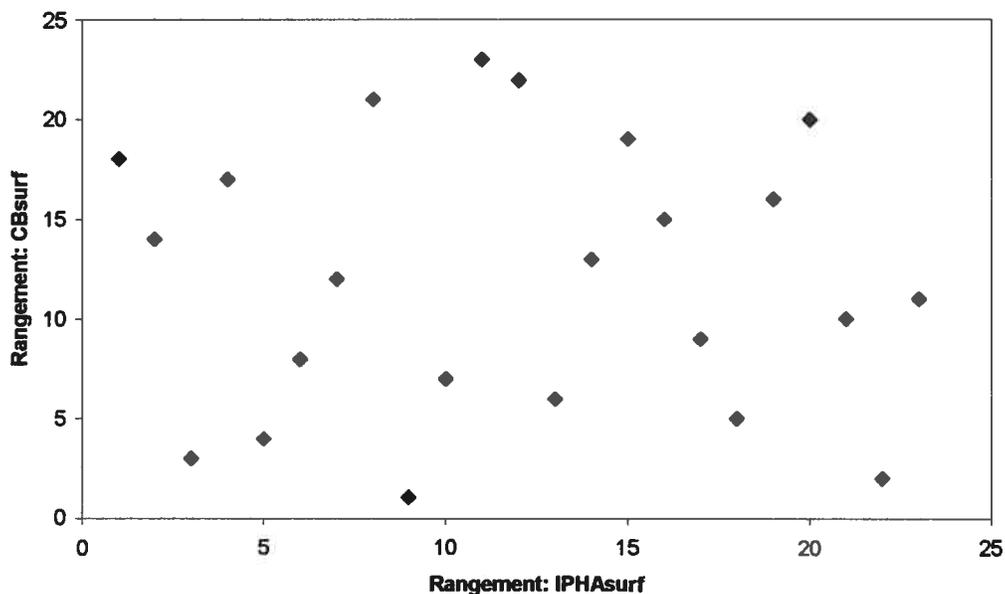
Validation empirique des IPHA: eaux de surface

Figure 3. Graphique de dispersion comparant les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux : eaux de surface.

4.2.2. Test d'hypothèse : eaux de surface

La valeur de R_s pour les eaux de surface est de $-0,03$ avec une valeur de p de $0,88$. Ainsi, pour un seuil α de $0,05$, l'hypothèse nulle n'est pas rejetée. En d'autres mots, pour les eaux de surface, il n'y a pas d'association entre les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et par le calcul des valeurs des charges de coliformes fécaux.

4.2.3. Rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux : eaux souterraines

Tableau XVIII. Rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux : eaux souterraines.

Site agricole	IPHA _{sout}		CB _{sout}	
	Valeur	Rang	Valeur (ufc ¹)	Rang
G (inc)	10,308	1	4,02E+06	19
G	10,340	2	1,19E+06	18
O	11,467	3	2,82E+05	13
V	11,690	4	2,52E+05	12
B	11,732	5	6,14E+05	17
H	12,183	6	1,21E+04	9
W	12,271	7	7,87E+03	7
Q	12,448	8	5,73E+01	1
A	12,507	9	2,92E+03	4
I	12,866	10	4,22E+05	15
D	12,900	11	6,75E+04	11
D (inc)	12,903	12	5,62E+05	16
F	12,952	13	8,62E+08	20
F (inc)	12,954	14	8,68E+08	21
S	13,209	15	5,95E+03	5
P	13,293	16	1,58E+02	2
R	13,439	17	3,72E+05	14
L	13,641	18	1,64E+03	3
N	13,732	19	1,20E+04	8
U	13,993	20	5,21E+04	10
T	14,126	21	6,44E+03	6

¹ ufc : unité formant des colonies.

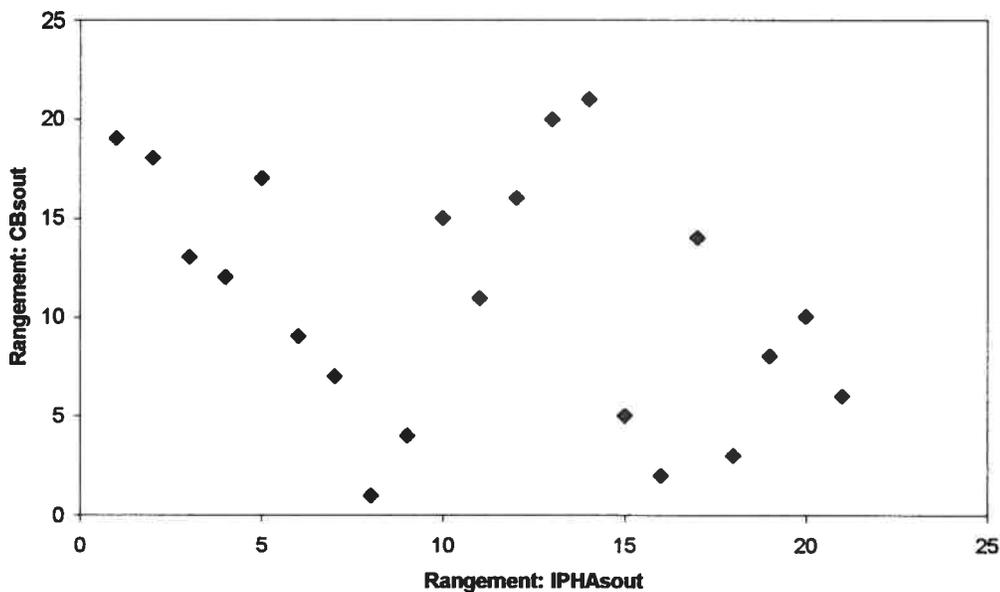
Validation empirique de IPHA: eaux souterraines

Figure 4. Graphique de dispersion comparant les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux : eaux souterraines.

4.2.4. Test d'hypothèse : eaux souterraines

La valeur de R_s pour les eaux souterraines est de $-0,35$ avec une valeur de p de $0,11$. Ainsi, pour un seuil α de $0,05$, l'hypothèse nulle n'est pas rejetée. En d'autres mots, pour les eaux souterraines, il n'y a pas d'association entre les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs des IPHA et par le calcul des valeurs des charges de coliformes fécaux.

4.3. Validation empirique partielle des IPHA

Pour cette validation empirique partielle des IPHA, les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs du produit des attributs `Animal1f` et `Animal2` et par la mesure des valeurs de la concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées ont été comparés. Au total, des données ont été collectées sur 21 sites agricoles, dont dix sites de bovins laitiers, dix sites porcins et un site mixte. Chacune des trois entreprises de production animale pour lesquelles des données ont été collectées en double a été considérée comme un seul site agricole. Pour les sites de bovins laitiers, la concentration médiane des coliformes fécaux dans les fumures entreposées est de 6850 unités formant des colonies par gramme (25^e centile 3950; 75^e centile 19732) alors que pour les sites porcins, elle est de 30500 unités formant des colonies par gramme (14057; 205796). Pour le site mixte cette concentration correspond à 5600 unités formant des colonies par gramme.

4.3.1. Rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs du produit des attributs Animal1f et Animal2 et par la mesure des valeurs de la concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées

Tableau XIX. Rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs du produit des attributs Animal1f et Animal2 et par la mesure des valeurs de la concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées.

Site agricole	Animal1f*Animal2		Concentration	
	Valeur	Rang	Valeur (ufc/g ¹)	Rang
G	10,940	1	2,90E+04	14
O	11,434	2	3,20E+04	15
H	11,862	3	1,60E+04	12
B	12,077	4	4,55E+03	6
Q	12,127	5	2,45E+03	4
V	12,142	6	5,60E+03	8
M	12,330	7	1,80E+03	3
W	12,420	8	2,35E+04	13
K	12,787	9	2,45E+05	19
P	12,997	10	3,75E+03	5
E	13,140	11	8,20E+05	21
F	13,170	12	2,85E+05	20
S	13,407	13	8,43E+03	10
L	13,409	14	8,40E+03	9
N	13,417	15	8,82E+04	18
D	13,421	16	1,34E+04	11
I	13,524	17	5,30E+03	7
T	14,091	18	3,30E+04	16
A	14,686	19	5,00E+00	1
R	14,739	20	5,00E+02	2
U	14,797	21	3,70E+04	17

1 ufc/g : unité formant des colonies par gramme.

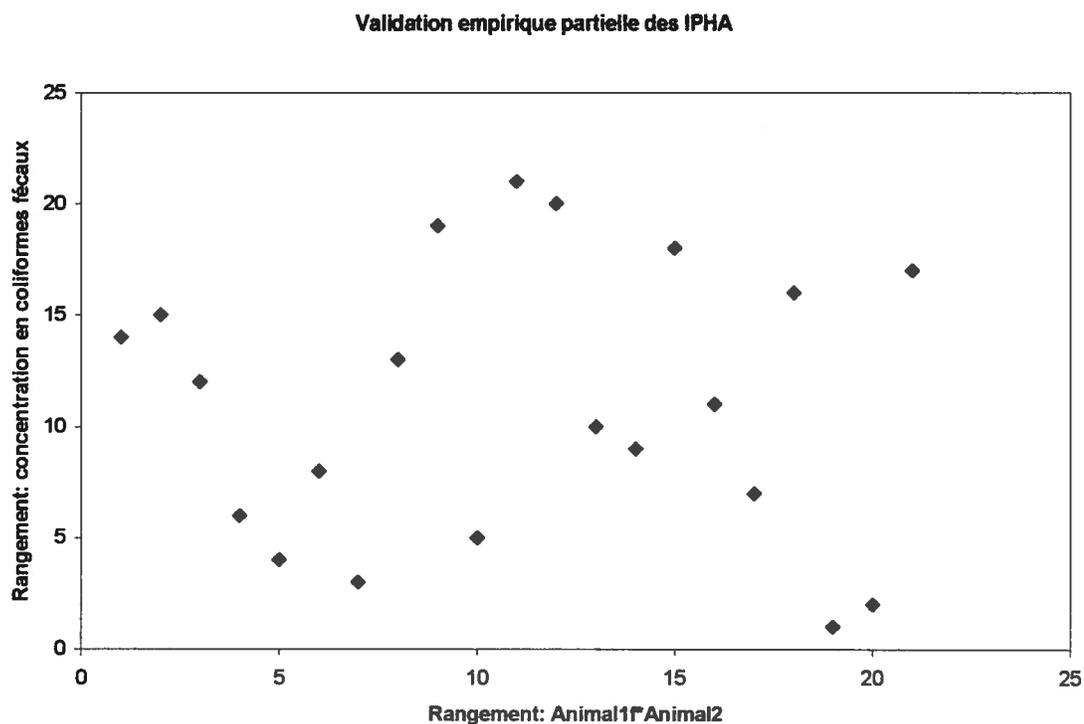


Figure 5. Graphique de dispersion comparant les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs du produit des attributs Animal1f et Animal2 et par la mesure des valeurs de la concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées.

4.3.2. Test d'hypothèse

Dans le cas de cette validation partielle, la valeur de R_s est de $-0,04$ avec une valeur de p de $0,88$. Ainsi, pour un seuil *alpha* de $0,05$, l'hypothèse nulle n'est pas rejetée. En d'autres mots, il n'y a pas d'association entre les rangements des sites agricoles produits par le calcul des valeurs du produit des attributs Animal1f et Animal2 et par la mesure des valeurs de la concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées.

Chapitre 5. Discussion

5.1. Validation empirique des IPHA

L'élaboration et le développement d'un indicateur doit respecter certains standards scientifiques et ainsi, impliquer une procédure de validation (Girardin et al., 1999). De plus, comme le soulignent Bockstaller et Girardin (2003) dans un article sur la validation des indicateurs environnementaux, bien que le développement de ce type d'indicateurs comme outil d'aide à la décision est de plus en plus commun, peu d'auteurs proposent une procédure de validation. Malgré le fait que ce type de procédure soit nécessaire au développement des IPHA, l'information disponible sur la méthodologie à utiliser est limitée, augmentant ainsi la difficulté de cet exercice de validation empirique.

Autant pour les eaux de surface que pour les eaux souterraines, cette étude de validation n'a pas permis de confirmer la validité empirique des IPHA à l'échelle du site agricole. Par contre, l'outil développé est utilisable et a été validé logiquement à l'aide de la littérature et de la consultation d'experts (Bigras-Poulin et al., 2004; Ravel et al., 2004). L'utilité et l'utilisation des solutions produites par les IPHA (ce qui correspond à la validation opérationnelle et à la validation des données selon les travaux de Landry et al. (1983)), ainsi que la représentativité des IPHA vis-à-vis la situation problématique étudiée, tant d'un point de vue conceptuel que pour la construction de l'outil (ce qui correspond à la validation conceptuelle et à la validation logique telles que définies par Landry et al. (1983)) ont été démontrées.

De façon générale, les indicateurs environnementaux sont utilisés lorsqu'il est difficile de mesurer directement une problématique environnementale complexe (Fisher, 1998; Girardin and Bockstaller, 1997; Mitchell et al., 1995). Dans le cas de cette étude, la mesure de la contamination des eaux par des bactéries pathogènes zoonotiques est difficile et c'est d'ailleurs pour cette raison que l'utilisation des IPHA est intéressante. Par contre, cette difficulté à mesurer cette problématique a aussi compliqué le processus de validation empirique des IPHA. En effet, les mesures empiriques utilisées pour le calcul des charges

de coliformes fécaux, soit les concentrations de coliformes fécaux des eaux (variables Coi et Cor) et les volumes d'eau collectés (variables Voi et Vor), ont manqué de précision.

Ainsi, il est légitime de se questionner sur la validité de ces mesures en tant que données empiriques utilisées pour la comparaison avec les IPHA lors de cet exercice de validation et sur la capacité d'élaborer un protocole de validation empirique des IPHA à partir de ce type de données. De ce fait, il est impossible de conclure que les IPHA ne sont pas valides empiriquement à l'échelle du site agricole.

5.2. Validation empirique partielle des IPHA

La validation partielle n'a pas permis de confirmer la validité empirique partielle des IPHA à l'échelle du site agricole. Tout comme les mesures empiriques utilisées pour le calcul des charges de coliformes fécaux, la mesure empirique utilisée pour la comparaison avec le produit des attributs Animal1f et Animal2 dans le cadre de la validation empirique partielle, soit la concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées, a manqué de précision. Ces résultats remettent en doute la validité de ce type de mesures, soit des mesures de concentration bactérienne, comme données empiriques de comparaison pour la validation empirique d'un indicateur. D'autant plus, les composantes du système agro-environnemental étudié qui sont évaluées par les attributs Animal1f et Animal2 sont les composantes pour lesquelles il y a le moins d'incertitude.

En d'autres mots, ces résultats remettent en question les outils et les connaissances actuelles en microbiologie environnementale et ainsi, il est légitime de se questionner sur la capacité d'élaborer un protocole de validation empirique d'un indicateur environnemental à partir de données microbiologiques. De plus, les données microbiologiques utilisées dans cette étude de validation empirique doivent être interprétées avec prudence étant donné que des bactéries indicatrices, soit les coliformes fécaux, sont utilisées afin d'estimer la contamination des échantillons environnementaux par les bactéries pathogènes. Comme le

soulignent Santamaría et Toranzos (2003), plusieurs études évaluent la survie à l'aide de bactéries indicatrices alors que ces dernières se comportent différemment des bactéries pathogènes.

5.3. Limitations

Les principales limitations de cette étude ont été l'échelle de validation empirique, la variabilité des sites agricoles, le manque de puissance statistique de cette étude et le manque de précision des données collectées de façon spécifique et utilisées dans le calcul des IPHA et des charges de coliformes fécaux. L'utilisation de données tirées de la littérature ou de constantes lorsqu'il était impossible d'obtenir des données de façon spécifique a aussi été problématique.

5.3.1. Échelle de validation empirique

Cet exercice de validation empirique s'est déroulé à l'échelle du site agricole suite à un seul évènement d'épandage alors que l'utilisation prévue des IPHA implique leur calcul sur une base de temps annuelle à une échelle géographique plus grande, comme la municipalité ou le bassin versant. Afin d'être comparées aux IPHA, les charges de coliformes fécaux ont aussi été calculées à l'échelle du site agricole. Étant donné que l'unité de calcul des IPHA est le site agricole, ce dernier correspond par le fait même à la plus petite échelle spatiale à laquelle ils peuvent être calculés. De façon générale, lorsqu'on passe d'une échelle plus petite à une échelle plus grande, on réduit la variation (Stein et al., 2001). En d'autres mots, l'impact de l'imprécision des données est moins important suite à l'agrégation de ces dernières à une échelle spatiale plus grande. Ainsi, dans le cas de cette étude, les valeurs utilisées pour la validation ont manqué de précision étant donné que la comparaison entre les IPHA et les charges de coliformes fécaux s'est faite à l'échelle la plus petite et que plusieurs des données qui ont été utilisées dans le calcul des IPHA et des charges de coliformes fécaux étaient peu précises. Il est légitime de penser que l'agrégation

des valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux à une échelle plus grande aurait comme effet de diminuer cette variation.

Pour des questions d'ordre budgétaire, technique et logistique et parce qu'il était plus logique de commencer cette validation empirique par l'échelle spatiale la plus petite, la comparaison des valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux n'a pas été tentée à une échelle plus grande. Malgré le fait que cette étude de validation n'a pas permis de confirmer la validité empirique des IPHA à l'échelle du site agricole, ces résultats n'invalident pas les IPHA à des échelles géographiques plus grandes. Il serait intéressant de poursuivre cet exercice de validation empirique à une échelle plus grande et par le fait même, plus appropriée à l'utilisation prévue des IPHA.

5.3.2. Variabilité des sites agricoles

La diversité des sites agricoles a permis d'obtenir un échantillon représentatif de la variété des sites agricoles porcins et de bovins laitiers de la province de Québec. Par contre, cette variabilité jumelée au nombre limité de sites agricoles participant à l'étude a eu pour effet de restreindre le nombre de sites possédant des critères de sélection semblables; tous les types de sites étaient présents mais aucun type ne l'était en grand nombre. Ainsi, le nombre restreint des sites ayant des caractéristiques semblables a eu pour effet de diminuer la puissance statistique des comparaisons entre les valeurs des IPHA et des charges de coliformes fécaux pour ces mêmes sites.

5.3.3. Puissance de l'étude

Pour des raisons de coût et de temps, cette collecte de données s'est limitée à 23 sites agricoles pour les eaux de surface et à 21 sites pour les eaux souterraines. De ce fait, l'exercice de validation empirique s'est fait à partir d'un échantillon de taille limitée, ce qui a eu pour effet de diminuer la puissance statistique de cette étude. Il est permis de croire qu'un nombre plus important de sites agricoles aurait augmenté la capacité de cette étude à

reconnaître une association, si elle avait été présente, entre les rangements des sites agricoles pour les IPHA et pour les charges de coliformes fécaux.

5.3.4. Précision des données

Pour la plupart des variables d'entrée qui ont été obtenues de façon spécifique il a été difficile d'éviter des erreurs; ces dernières étant principalement de type aléatoire. Ainsi, la précision des données a été affectée.

Dans le cas des données collectées pour le calcul des IPHA, les erreurs ont été difficiles à maîtriser. Pour ce qui est des données qui ont été obtenues à l'aide de mesures directes, les instruments utilisés manquaient parfois de précision. Comme par exemple, le mauvais positionnement du pluviomètre qui a été utilisé pour mesurer la quantité de pluie reçue pendant l'intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux (variables Pfi et Pfr), a été une source d'erreurs.

Les données utilisées pour le calcul des IPHA qui ont été le plus affectées par le manque de précision sont probablement les mesures de la concentration en coliformes fécaux des matières fécales chez les animaux excréteurs (variable Cex) qui ont été obtenues à l'aide de l'échantillonnage des matières fécales. Des variations ont été observées, autant à l'intérieur d'un même site agricole qu'entre les différents sites et ce, pour les animaux d'une même catégorie. Des facteurs tels la nature intermittente de l'excrétion des pathogènes, la saison et le statut physiologique des animaux peuvent expliquer en partie cette imprécision. Le transport et l'entreposage des échantillons ont aussi été une source d'erreurs. Malgré le fait que tous les échantillons ont été entreposés à environ 4°C et qu'ils ont été transportés au laboratoire en moins de 48 heures, la température d'entreposage et l'intervalle de temps entre la collecte des échantillons et leur analyse n'ont pas nécessairement toujours été les mêmes. Ainsi, la survie des bactéries peut avoir variée entre les différents sites agricoles. Pour des raisons d'ordre budgétaire, le nombre d'échantillon par site a été limité à dix animaux; dans certains cas, seulement deux échantillons pour un

même site et pour une même catégorie d'animaux ont été collectés. Ce nombre limité de données a ainsi affecté la précision de ces dernières. Enfin, la méthode d'analyse microbiologique qui a été utilisée, soit le dénombrement des coliformes fécaux par la méthode par plaques Petrifilm (Anonyme, 2000a), a aussi été une source d'erreurs. Pour toutes ces raisons, les données qui ont été collectées de façon spécifique et qui ont été utilisées pour le calcul des IPHA sont restées peu précises.

Ainsi, il est permis de croire qu'une meilleure maîtrise des erreurs, à l'aide de méthodes de mesure plus précises par exemple, aurait augmenté la capacité de cette étude à reconnaître une association, si elle avait été présente, entre les rangements des sites agricoles pour les IPHA et pour les charges de coliformes fécaux.

Dans le cas des données collectées pour le calcul des charges de coliformes fécaux, les erreurs ont été plus difficiles à maîtriser. Pour ce qui est de la mesure de la concentration des coliformes fécaux dans les eaux de ruissellement (variable Cor) et dans les eaux d'infiltration (variable Coi), il a été impossible d'éviter certaines erreurs. D'abord, les conditions de température et d'humidité qui étaient parfois présentes à l'intérieur des dispositifs de collectes des eaux ont possiblement favorisé la multiplication des coliformes fécaux. De plus, la présence de quelques organismes vivants à l'intérieur du dispositif de collecte des eaux de ruissellement, tels des insectes, des batraciens et voir même des souris, pourraient avoir été responsables d'une contamination extrinsèque des eaux collectées. Le transport et l'entreposage des échantillons ainsi que la méthode d'analyse microbiologique qui a été utilisée pour le dénombrement des coliformes fécaux, soit la méthode par filtration sur membrane (Anonyme, 2000b) ou la méthode par tubes multiples (Anonyme, 1999), ont aussi été des sources d'erreurs. Enfin, pour quelques dispositifs de collecte des eaux d'infiltration, le débordement de la nappe phréatique dans le dispositif a contribué à la dilution des eaux d'infiltration déjà présentes.

La mesure du volume des eaux collectées par les dispositifs (variables Vor et Voi) a aussi manqué de précision. Le phénomène d'écoulement vertical et horizontal des eaux sur

une terre agricole est complexe et les connaissances scientifiques à ce sujet sont limitées. De ce fait, il a été difficile de construire et d'installer des dispositifs qui collectaient avec précision des volumes d'eaux correspondant à une parcelle de terre donnée. En fait, pour le dispositif de collecte des eaux d'infiltration, il a été impossible d'associer une surface donnée à un volume d'eau collecté. La méthode de récupération des eaux d'infiltration et la problématique de débordement de la nappe phréatique dans le dispositif de collecte des eaux d'infiltration ont aussi contribué à ce manque de précision.

Pour toutes ces raisons, les données qui ont été collectées de façon spécifique et qui ont été utilisées pour le calcul des charges de coliformes fécaux sont restées peu précises et ainsi, la capacité de cette étude à reconnaître une association, si elle avait été présente, entre les rangements des sites agricoles pour les IPHA et pour les charges de coliformes fécaux a été diminuée. De plus, l'importance de la variation de ces données remet en question leur validité comme données empiriques utilisées pour la comparaison avec les IPHA dans le cadre du processus de validation empirique ainsi que la capacité d'élaborer un protocole de validation empirique des IPHA à partir de ce type de données.

Les données de concentration en coliformes fécaux des fumures entreposées, qui ont été utilisées dans le cadre de la validation partielle, ont aussi manqué de précision. Un peu comme pour les données de concentration en coliformes fécaux des matières fécales chez les animaux excréteurs (variable Cex), des facteurs tels la nature intermittente de l'excrétion des pathogènes, la saison et le statut physiologique des animaux, le transport et l'entreposage des échantillons ainsi que la méthode d'analyse microbiologique (Anonyme, 2000a) ont contribué à ce manque de précision. L'importance de la variation de ces mesures remet en question les outils et les connaissances actuelles en microbiologie environnementale et ainsi, il est légitime de se questionner sur la capacité d'élaborer un protocole de validation empirique d'un indicateur environnemental à partir de données microbiologiques.

5.3.5. Données tirées de la littérature et constantes

L'impossibilité d'obtenir de façon spécifique des données pour quelques variables d'entrée a aussi été un point problématique. Effectivement, lorsque les données sont tirées de la littérature ou sont remplacées par des constantes lorsque le manque de connaissance scientifique ne permet pas l'utilisation de données tirées de la littérature, la valeur pour une variable donnée est souvent la même pour l'ensemble des sites agricoles ou encore pour l'ensemble des sites pour une catégorie d'animaux donnée, ce qui a pour effet de rendre les valeurs de IPHA moins distinctes les unes des autres. C'est notamment le cas pour la masse journalière moyenne de matières fécales produites par animal (variable Dej), pour le coefficient de décroissance bactérienne dans les fumures entreposées (variable Kf) et dans les fumures épandues (variable Ksf), pour la prévalence animale des animaux excréteurs de coliformes fécaux (variable Prf), pour la présence ou l'absence d'un travail de sol avant l'épandage (variable L) et après l'épandage (variable Inc) et pour la fraction des bactéries des fumures épandues qui est véhiculée par les eaux d'infiltration (variable Mif) et par les eaux de ruissellement (variable Mrf).

Une analyse de sensibilité a permis d'identifier les variables d'entrée pour lesquelles les IPHA sont les plus sensibles parmi celles qui ont été étudiées (Ravel et al., 2004). Cette analyse a servi à étudier l'effet potentiel de chacune des variables d'entrée sur la variabilité observée dans les résultats de sortie des IPHA. Parmi les variables d'entrée les plus sensibles ont retrouvé la variable Kf, la variable Ksf et la variable Prf. Ainsi, il s'agit donc des variables d'entrée pour lesquelles un maximum de précision serait souhaité. Bien au contraire, ces variables manquent de précision étant donné qu'elles sont tirées de la littérature et que leur valeur est souvent la même pour l'ensemble des sites agricoles ou encore pour l'ensemble des sites pour une catégorie d'animaux donnée. Il est à noter que certaines variables d'entrée, notamment la variable Dej, la variable L, la variable Inc, la variable Mif et la variable Mrf, ont été exclues de cette analyse de sensibilité.

La complexité du système environnemental étudié et le manque d'information disponible dans la littérature ont limité l'efficacité du processus de validation empirique des IPHA. Si les données avaient été obtenues de façon spécifique pour toutes les variables d'entrée, la capacité de cette étude à reconnaître une association, si elle avait été présente, entre les rangements des sites agricoles pour les IPHA et pour les charges de coliformes fécaux aurait été augmentée. Ainsi, l'avancement des connaissances scientifiques au sujet des facteurs impliqués dans ce système agro-environnemental, plus particulièrement en microbiologie environnementale, est un aspect important à l'amélioration du processus de validation empirique des IPHA.

Chapitre 6. Conclusion

Les résultats de cette étude, plus particulièrement ceux de la validation empirique partielle, remettent en question les outils et les connaissances actuelles en microbiologie environnementale et ainsi, il est légitime de se questionner sur la capacité d'élaborer un protocole de validation empirique des IPHA à partir de données microbiologiques. L'avancement des connaissances scientifiques au sujet des facteurs impliqués dans ce système agro-environnemental, plus particulièrement en microbiologie environnementale, est un aspect important à l'amélioration du processus de validation empirique des IPHA via l'amélioration de la précision des données utilisées. Il serait intéressant de poursuivre cet exercice de validation à une échelle plus grande et par le fait même, plus appropriée à l'utilisation prévue des IPHA avant de conclure définitivement sur la validité empirique de ces derniers.

Dû à la complexité du système agro-environnemental à l'étude, au peu d'information disponible sur la méthodologie à utiliser et aux différentes contraintes d'ordre budgétaire, technique et logistique, cet exercice de validation empirique s'avérait comme un défi de taille. À l'échelle du site agricole, autant pour les eaux de surface que pour les eaux souterraines, cette étude de validation n'a pas permis de confirmer la validité empirique des IPHA. Par contre, l'outil développé est utilisable et a été validé logiquement à l'aide de la littérature et de la consultation d'experts (Bigras-Poulin et al., 2004; Ravel et al., 2004).

Les principales limitations expliquant ces faibles résultats de validation à l'échelle du site agricole ont été l'échelle de validation empirique, la variabilité des sites agricoles, le manque de puissance de l'étude, l'impossibilité d'obtenir de façon spécifique certaines données et surtout, le manque de précision des données collectées de façon spécifique vu la complexité du processus à mesurer.

Bibliographie

Abu-Ashour, J., Lee, H., 2000. Transport of bacteria on sloping soil surfaces by runoff. *Environmental Toxicology* 15, 149-153.

Adesiyun, A.A., Webb, L.A., Romain, H., Kaminjolo, J.S., 1997. Prevalence and characteristics of strains of *Escherichia coli* isolated from milk and feces of cows on dairy farms in Trinidad. *Journal of Food Protection* 60, 1174-1181.

Ahmed, A.U., Sorensen, D.L., 1995. Kinetics of pathogen destruction during storage of dewatered biosolids. *Water Environment Research* 67, 143-150.

Anonyme, 1999. Dénombrement des coliformes fécaux: méthode par tubes multiples. MA. 700-Fec-tm. 1.0. Ministère de l'Environnement du Québec, Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec.

Anonyme, 2000a. Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL. 17th Edition. AOAC INTERNATIONAL.

Anonyme, 2000b. Recherche et dénombrement des coliformes fécaux: méthode par filtration sur membrane. MA. 700-Fec. 1.0. Ministère de l'Environnement du Québec, Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec.

Anonyme, 2001a. Guidelines for Canadian drinking water quality-Supporting documents: bacteriological quality. Santé Canada.

Anonyme, 2001b. Recensement de l'agriculture. Statistique Canada.

Anonyme, 2003a. Charges fertilisantes des effluents d'élevage: période transitoire. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec.

Anonyme, 2003b. Fermes Metz 2 Ltée: résumé de la surveillance de l'eau de surface et de l'eau souterraine 2000-2003. Environnement et Gouvernements locaux.

Anonyme, 2003c. La géodésie. Ressources naturelles Canada, Division des levés géodésiques.

Anonyme, 2003d. Manure production and characteristics. ASABE D384.1. American Society of Agricultural and Biological Engineers. St. Joseph, MI.

Avery, S.M., Moore, A., Hutchison, M.L., 2004. Fate of *Escherichia coli* originating from livestock faeces deposited directly onto pasture. *Letters in Applied Microbiology* 38, 355-359.

Bae, W., Kaya, K.N., Hancock, D.D., Call, D.R., Park, Y.H., Besser, T.E., 2005. Prevalence and antimicrobial resistance of thermophilic *Campylobacter* spp. from cattle farms in Washington State. *Applied and Environmental Microbiology* 71, 169-174.

Barbee, G.C., Brown, K.W., 1986. Comparison between suction and free-drainage soil solution samplers. *Soil Science* 141, 149-154.

Beaulieu, M.S., 2004. La gestion des fumiers au Canada. Statistique Canada, Division de l'agriculture. 21-021-MIF2004001.

Bernard, F., Benoît, P., Breton, B., Larin, O., Marcoux, A., Michaux, M.P., Richard, P., Sylvestre, J.Y., Cluis, D., Laberge, C., Mamouny, K., Dufort, J.R., Marengo, C., Mercier, G., Paquette, J., Vass, J., 1994. Mise au point de techniques de caractérisation standardisées pour les déjections animales. Volume 2. Ministère de l'Environnement et de la Faune, Direction de la recherche et des technologies environnementales.

Bigras-Poulin, M., Ravel, A., Bélanger, D., Michel, P., 2004. Development of agroenvironmental indicators to evaluate the hygienic pressure of livestock production on human health. *International Journal of Hygiene and Environmental Health* 207, 279-295.

Bockstaller, C., Girardin, P., 1996. The crop sequence indicator; a tool to evaluate crop rotations in relation to requirements of integrated arable farming systems. *Aspects of Applied Biology* 47, 405-408.

Bockstaller, C., Girardin, P., 2003. How to validate environmental indicators. *Agricultural Systems* 76, 639-653.

Boes, J., Alban, L., Bagger, J., Mogelmose, V., Baggesen, D.L., Olsen, J.E., 2005a. Survival of *Escherichia coli* and *Salmonella typhimurium* in slurry applied to clay soil on a Danish swine farm. *Preventive Veterinary Medicine* 69, 213-228.

Boes, J., Nersting, L., Nielsen, E.M., Kranker, S., Enoe, C., Wachmann, H.C., Baggesen, D.L., 2005b. Prevalence and diversity of *Campylobacter jejuni* in pig herds on farms with and without cattle or poultry. *Journal of Food Protection* 68, 722-727.

Boll, J., Steenhuis, T.S., Selker, J.S., 1992. Fiberglass wicks for sampling of water and solutes in the vadose zone. *Soil Science Society of America Journal* 56, 701-707.

Bourque, L., Koroluk, R., 2003. L'entreposage des fumiers au Canada. Statistique Canada, Division de l'agriculture. 21-021-MIF2003001.

Brown, K.W., Barbee, G.C., Thomas, J.C., Murray, H.E., 1990. Detecting organic contaminants in the unsaturated zone using soil and soil-pore water samples. *Hazardous Waste and Hazardous Materials* 7, 151-168.

Cabrita, J., Rodrigues, J., Braganca, F., Morgado, C., Pires, I., Goncalves, A.P., 1992. Prevalence, biotypes, plasmid profile and antimicrobial resistance of *Campylobacter*

isolated from wild and domestic animals from northeast Portugal. *Journal of Applied Bacteriology* 73, 279-285.

Callaway, T.R., Anderson, R.C., Tellez, G., Rosario, C., Nava, G.M., Eslava, C., Blanco, M.A., Quiroz, M.A., Olguin, A., Herradora, M., Edrington, T.S., Genovese, K.J., Harvey, R.B., Nisbet, D.J., 2004. Prevalence of *Escherichia coli* O157 in cattle and swine in central Mexico. *Journal of Food Protection* 67, 2274-2276.

Chapman, P.A., Siddons, C.A., Gerdan Malo, A.T., Harkin, M.A., 1997. A 1-year study of *Escherichia coli* O157 in cattle, sheep, pigs and poultry. *Epidemiology and Infection* 119, 245-250.

Chapman, P.A., Wright, D.J., Siddons, C.A., 1994. A comparison of immunomagnetic separation and direct culture for the isolation of verocytotoxin-producing *Escherichia coli* O157 from bovine faeces. *Journal of Medical Microbiology* 40, 424-427.

Christensen, J., Baggesen, D.L., Nielsen, B., Stryhn, H., 2002. Herd prevalence of *Salmonella* spp. in Danish pig herds after implementation of the Danish *Salmonella* Control Program with reference to a pre-implementation study. *Veterinary Microbiology* 88, 175-188.

Cobbold, R., Desmarchelier, P., 2000. A longitudinal study of Shiga-toxigenic *Escherichia coli* (STEC) prevalence in three Australian diary herds. *Veterinary Microbiology* 71, 125-137.

Cobeljic, M., Dimic, B., Opacic, D., Lepsanovic, Z., Stojanovic, V., Lazic, S., 2005. The prevalence of Shiga toxin-producing *Escherichia coli* in domestic animals and food in Serbia. *Epidemiology and Infection* 133, 359-366.

Crane, S.R., Moore, J.A., 1986. Modelling enteric bacterial die-off: a review. *Water, Air and Soil Pollution* 27, 411-439.

Dalsgaard, J.P.T., Lightfoot, C., Christensen, V., 1995. Towards quantification of ecological sustainability in farming systems analysis. *Ecological Engineering* 4, 181-189.

Davies, P.R., Bovee, F.G., Funk, J.A., Morrow, W.E., Jones, F.T., Deen, J., 1998. Isolation of *Salmonella* serotypes from feces of pigs raised in a multiple-site production system. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 212, 1925-1929.

Davies, P.R., Morrow, W.E., Jones, F.T., Deen, J., Fedorka-Cray, P.J., Harris, I.T., 1997. Prevalence of *Salmonella* in finishing swine raised in different production systems in North Carolina, USA. *Epidemiology and Infection* 119, 237-244.

Davies, P.R., Turkson, P.K., Funk, J.A., Nichols, M.A., Ladely, S.R., Fedorka-Cray, P.J., 2000. Comparison of methods for isolating *Salmonella* bacteria from faeces of naturally infected pigs. *Journal of Applied Microbiology* 89, 169-177.

Dunn, J.R., Keen, J.E., Thompson, R.A., 2004. Prevalence of Shiga-toxigenic *Escherichia coli* O157:H7 in adult dairy cattle. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 224, 1151-1158.

Easton, J., 1996. Fate and transport of campylobacters in soil arising from farming practices. 8th International Workshop on campylobacters, helicobacters and Related Organisms, London, pp. 461-465.

Edrington, T.S., Hume, M.E., Loofer, M.L., Schultz, C.L., Fitzgerald, A.C., Callaway, T.R., Genovese, K.J., Bischoff, K.M., McReynolds, J.L., Anderson, R.C., Nisbet, D.J., 2004. Variation in the faecal shedding of *Salmonella* and *E. coli* O157:H7 in lactating dairy cattle and examination of *Salmonella* genotypes using pulsed-field gel electrophoresis. *Letters in Applied Microbiology* 38, 366-372.

Edwards, D.R., Daniel, T.C., 1994. A comparison of runoff quality effects of organic and inorganic fertilizers applied to fescuegrass plots. *Water Resources Bulletin* 30, 35-41.

Elward, M., Dupuis, D., Plourde, R., Cutts, D., 2005a. Statistiques de bovins. *Statistique Canada, Division de l'agriculture*. 23-012-XIF.

Elward, M., Dupuis, D., Plourde, R., Cutts, D., 2005b. Statistiques de porcs. *Statistique Canada, Division de l'agriculture*. 23-010-XIF.

Entry, J.A., Farmer, N., 2001. Movement of coliform bacteria and nutrients in ground water flowing through basalt and sand aquifers. *Journal of Environmental Quality* 30, 1533-1539.

Esling, S., 1996. Instruments for monitoring the vadose zone of sites reclaimed with coal combustion by-products. Coal combustion by-products associated with coal mining: interactive forum. United States Department of the Interior, Office of Surface Mining, Carbondale, IL, pp. 183-197.

Faith, N.G., Shere, J.A., Brosch, R., Arnold, K.W., Ansay, S.E., Lee, M.S., Luchansky, J.B., Kaspar, C.W., 1996. Prevalence and clonal nature of *Escherichia coli* O157:H7 on dairy farms in Wisconsin. *Applied and Environmental Microbiology* 62, 1519-1525.

Fischer, G.W., Antoine, J., 1994. Agro-ecological land resources assessment for agricultural development planning. A case study of Kenya. Making land use choices for district planning. Food and Agriculture Organization of the United Nations and

International Institute for Applied Systems Analysis, Land and Water Development Division. Rome.

Fisher, W.S., 1998. Development and validation of ecological indicators: an ORD approach. *Environmental Monitoring Assessment* 51, 23-28.

Ford, T.E., 1999. Microbiological safety of drinking water: United States and global perspectives. *Environmental Health Perspectives* 107, 191-206.

Fossler, C.P., Wells, S.J., Kaneene, J.B., Ruegg, P.L., Warnick, L.D., Bender, J.B., Godden, S.M., Halbert, L.W., Campbell, A.M., Zwald, A.M., 2004. Prevalence of *Salmonella* spp. on conventional and organic dairy farms. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 225, 567-573.

Fossler, C.P., Wells, S.J., Kaneene, J.B., Ruegg, P.L., Warnick, L.D., Eberly, L.E., Godden, S.M., Halbert, L.W., Campbell, A.M., Bolin, C.A., Zwald, A.M., 2005. Cattle and environmental sample-level factors associated with the presence of *Salmonella* in a multi-state study of conventional and organic dairy farms. *Preventive Veterinary Medicine* 67, 39-53.

Fratamico, P.M., Bagi, L.K., Bush, E.J., Solow, B.T., 2004. Prevalence and characterization of shiga toxin-producing *Escherichia coli* in swine feces recovered in the National Animal Health Monitoring System's Swine 2000 study. *Applied and Environmental Microbiology* 70, 7173-7178.

Funk, J.A., Davies, P.R., Nichols, M.A., 2000. The effect of fecal sample weight on detection of *Salmonella enterica* in swine feces. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation* 12, 412-418.

Garber, L., Wells, S., Schroeder-Tucker, L., Ferris, K., 1999. Factors associated with fecal shedding of verotoxin-producing *Escherichia coli* O157 on dairy farms. *Journal of Food Protection* 62, 307-312.

Gaudette, A., Zizka, J., 1982. La valeur fertilisante des fumiers. Colloque sur les fumiers. Conseil des productions végétales du Québec, pp. 4-8.

Girardin, P., Bockstaller, C., 1997. Les indicateurs agro-écologiques, outils pour évaluer des systèmes de culture. *Oléagineux, Corps Gras, Lipides* 4, 418-426.

Girardin, P., Bockstaller, C., van der Werf, H., 1999. Indicators: tools to evaluate the environmental impacts of farming systems. *Journal of Sustainable Agriculture* 13, 5-21.

Glendon, W.G., Zhang, Z.F., Ward, A.L., Keller, J.M., 2004. Passive-wick water fluxmeters: theory and practice. Supersoil 2004: 3rd Australian New Zealand Soils Conference. The Regional Institute, Sydney.

Guan, T.Y., Holley, R.A., 2003. Pathogen survival in swine manure environments and transmission of human enteric illness-a review. *Journal of Environmental Quality* 32, 383-392.

Halberg, N., 1999. Indicators of resource use and environmental impact for use in a decision aid for Danish Livestock Farmers. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 76, 17-30.

Hancock, D.D., Besser, T.E., Kinsel, M.L., Tarr, P.I., Rice, D.H., Paros, M.G., 1994. The prevalence of *Escherichia coli* O157:H7 in dairy and beef cattle in Washington State. *Epidemiology and Infection* 113, 199-207.

Harrison, S.R., 1991. Validation of agricultural expert systems. *Agricultural Systems* 35, 265-285.

Hassan, L., Mohammed, H.O., McDonough, P.L., Gonzalez, R.N., 2000. A cross-sectional study on the prevalence of *Listeria monocytogenes* and *Salmonella* in New York dairy herds. *Journal of Dairy Science* 83, 2441-2447.

Havelaar, A.H., Furuse, K., Hogeboom, W.M., 1986. Bacteriophages and indicator bacteria in human and animal faeces. *Journal of Applied Bacteriology* 60, 255-262.

Henry, D.P., Frost, A.J., Samuel, J.L., O'Boyle, D.A., Thomson, R.H., 1983. Factors affecting the survival of *Salmonella* and *Escherichia coli* in anaerobically fermented pig waste. *Journal of Applied Microbiology* 55, 89-95.

Henry, J.G., Prasad, D., Smith, B.M., 1994. Fate of *Salmonella typhimurium* and total coliforms during bacterial leaching. *Water Environment Research* 66, 264-268.

Himathongkham, S., Bahari, S., Riemann, H., Cliver, D., 1999. Survival of *Escherichia coli* O157:H7 and *Salmonella typhimurium* in cow manure and cow manure slurry. *FEMS Microbiology Letters* 178, 251-257.

Himathongkham, S., Riemann, H., Bahari, S., Nuanualsuwan, S., Kass, P., Cliver, D., 2000. Survival of *Salmonella typhimurium* and *Escherichia coli* O157:H7 in poultry manure and manure slurry at sublethal temperatures. *Avian Diseases* 44, 853-860.

Hintze, J., 2001. NCSS and PASS 2002. Number Cruncher Statistical Systems. Kaysville, UT.

Hunter, C., Perkins, J., Tranter, J., Hardwick, P., 2000. Fecal bacteria in the waters of an upland area in Derbyshire, England: the influence of agricultural land use. *Journal of Environmental Quality* 29, 1253-1261.

Hussein, H.S., Sakuma, T., 2005. Prevalence of shiga toxin-producing *Escherichia coli* in dairy cattle and their products. *Journal of Dairy Science* 88, 450-465.

Huston, C.L., Wittum, T.E., Love, B.C., Keen, J.E., 2002. Prevalence of fecal shedding of *Salmonella* spp. in dairy herds. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 220, 645-649.

Hutchison, M.L., Walters, L.D., Avery, S.M., Munro, F., Moore, A., 2005a. Analyses of livestock production, waste storage, and pathogen levels and prevalences in farm manures. *Applied and Environmental Microbiology* 71, 1231-1236.

Hutchison, M.L., Walters, L.D., Avery, S.M., Syngé, B.A., Moore, A., 2004a. Levels of zoonotic agents in British livestock manures. *Letters in Applied Microbiology* 39, 207-214.

Hutchison, M.L., Walters, L.D., Moore, A., Avery, S.M., 2005b. Declines of zoonotic agents in liquid livestock wastes stored in batches on-farm. *Journal of Applied Microbiology* 99, 58-65.

Hutchison, M.L., Walters, L.D., Moore, A., Crookes, K.M., Avery, S.M., 2004b. Effect of length of time before incorporation on survival of pathogenic bacteria present in livestock wastes applied to agricultural soil. *Applied and Environmental Microbiology* 70, 5111-5118.

Inglis, G.D., Kalischuk, L.D., Busz, H.W., 2004. Chronic shedding of *Campylobacter* species in beef cattle. *Journal of Applied Microbiology* 97, 410-420.

Jackson, L.E., Kurtz, J.C., Fisher, W.S., 2000. Evaluation guidelines for ecological indicators. U.S. Environmental Protection Agency, Office of Research and Development. Research Triangle Park, NC.

Jamieson, R.C., Gordon, R.J., Sharples, K.E., Stratton, G.W., Madani, A., 2002. Movement and persistence of fecal bacteria in agricultural soils and subsurface drainage water: a review. *Canadian Biosystems Engineering* 44, 1.1-1.9.

Jo, M.Y., Kim, J.H., Lim, J.H., Kang, M.Y., Koh, H.B., Park, Y.H., Yoon, D.Y., Chae, J.S., Eo, S.K., Lee, J.H., 2004. Prevalence and characteristics of *Escherichia coli* O157 from major food animals in Korea. *International Journal of Food Microbiology* 95, 41-49.

Jones, P.W., 1976. The effect of temperature, solids content and pH on the survival of salmonellas in cattle slurry. *British Veterinary Journal* 132, 284-293.

Kabagambe, E.K., Wells, S.J., Garber, L.P., Salman, M.D., Wagner, B., Fedorka-Cray, P.J., 2000. Risk factors for fecal shedding of *Salmonella* in 91 US dairy herds in 1996. *Preventive Veterinary Medicine* 43, 177-194.

Kearney, T.E., Larkin, M.J., Frost, J.P., Levett, P.N., 1993a. Survival of pathogenic bacteria during mesophilic anaerobic digestion of animal waste. *Journal of Applied Bacteriology* 75, 215-219.

Kearney, T.E., Larkin, M.J., Levett, P.N., 1993b. The effect of slurry storage and anaerobic digestion on survival of pathogenic bacteria. *Journal of Applied Bacteriology* 74, 86-93.

Kearney, T.E., Levett, P.N., 1988. Survival of pathogenic bacteria in beef slurry during mesophilic anaerobic digestion. *Journal of Applied Bacteriology* 65.

Kirchner, J.W., Hooper, R.P., Kendall, C., Neal, C., Leavesley, G., 1996. Testing and validating environmental models. *Science of The Total Environment* 183, 33-47.

Kobayashi, H., Miura, A., Hayashi, H., Ogawa, T., Endo, T., Hata, E., Eguchi, M., Yamamoto, K., 2003. Prevalence and characteristics of *eae*-positive *Escherichia coli* from healthy cattle in Japan. *Applied and Environmental Microbiology* 69, 5690-5692.

Krapac, I.G., Dey, W.S., Roy, W.R., Smyth, C.A., Storum, E., Sargent, S.L., Steele, J.D., 2002. Impacts of swine manure pits on groundwater quality. *Environmental Pollution* 120, 475-492.

Kudva, I.T., Blanch, K., Hovde, C.J., 1998. Analysis of *Escherichia coli* O157:H7 survival in ovine or bovine manure and manure slurry. *Applied and Environmental Microbiology* 64, 3166-3174.

Kumar, R., Gupta, M.K., Kanwar, S.S., 1999. Fate of bacterial pathogens in cattle dung slurry subjected to anaerobic digestion. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 15, 335-338.

Ladron de Guevara, C., Perez-Pomata, M.T., Agulla, A., Merino, F.J., Villasante, P.A., Velasco, A.C., 1989. Recovery of *Campylobacter* from human faeces stored at 4 degrees C. *Epidemiology and Infection* 102, 281-285.

Lamontagne, L., Nolin, M.C., 1997. Dossier des noms de sols du Québec. Agriculture et Agroalimentaire Canada, Système d'information des sols du Canada (SISCan), Équipe pédologique du Québec, Centre de recherche et de développement sur les sols et les grandes cultures. Sainte-Foy.

Lance, S.E., Miller, G.Y., Hancock, D.D., Bartlett, P.C., Heider, L.E., 1992. Salmonella infections in neonatal dairy calves. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 201, 864-868.

Landry, M., Malouin, J.L., Oral, M., 1983. Model validation in operations research. *European Journal of Operational Research* 14, 207-220.

Larsen, H.E., Munch, B., 1982. Occurrence and survival of pathogenic bacteria in cattle and pig slurry. Communicable diseases resulting from storage, handling, transport, and landspreading of manures. Commission of the European Communities, EUR.7627, Luxembourg, pp. 161-174.

Lejeune, J.T., Kauffman, M.D., 2005. Effect of sand and sawdust bedding materials on the fecal prevalence of *Escherichia coli* O157:H7 in dairy cows. *Applied and Environmental Microbiology* 71, 326-330.

Letellier, A., Messier, S., Paré, J., Ménard, J., Quessy, S., 1999a. Distribution of *Salmonella* in swine herds in Quebec. *Veterinary Microbiology* 67, 299-306.

Letellier, A., Messier, S., Quessy, S., 1999b. Prevalence of *Salmonella* spp. and *Yersinia enterocolitica* in finishing swine at Canadian abattoirs. *Journal of Food Protection* 62, 22-25.

Lin, Y.L., Chou, C.C., Pan, T.M., 2001. Screening procedure from cattle feces and the prevalence of *Escherichia coli* O157:H7 in Taiwan dairy cattle. *Journal of Microbiology, Immunology and Infection* 34, 17-24.

Majdoub, R., Côté, C., Duchemin, M., 2004. Risque de contamination microbiologique des eaux souterraines et mesures préventives à adopter. *Vecteur Environnement* 37, 61-66.

Marsh, P., Morris, N.Z., Wellington, E.M.H., 1998. Quantitative molecular detection of *Salmonella typhimurium* in soil and demonstration of a viable but nonculturable population. *FEMS Microbiology Ecology* 27, 351-365.

Mawdsley, J.L., Bardgett, R.D., Merry, R.J., Pain, B.F., Theodorou, M.K., 1995. Pathogens in livestock waste, their potential for movement through soil and environmental pollution. *Applied Soil Ecology* 2, 1-15.

Mayer, D.G., Butler, D.G., 1993. Statistical validation. *Ecological Modelling* 68, 21-32.

McCuen, R.H., 1998. *Hydrologic Analysis and Design*. 2nd Edition. Prentice Hall. Upper Saddle River, NJ.

Meays, C.L., Broersma, K., Nordin, R., Mazumder, A., 2004. Source tracking fecal bacteria in water: a critical review of current methods. *Journal of Environmental Management* 73, 71-79.

Mechie, S.C., Chapman, P.A., Siddons, C.A., 1997. A fifteen month study of *Escherichia coli* O157:H7 in a dairy herd. *Epidemiology and Infection* 118, 17-25.

Meyer-Broseta, S., Bastian, S.N., Arne, P.D., Cerf, O., Sanaa, M., 2001. Review of epidemiological surveys on the prevalence of contamination of healthy cattle with *Escherichia coli* serogroup O157:H7. *International Journal of Hygiene and Environmental Health* 203, 347-361.

Mitchell, G., May, A., McDonald, A., 1995. PICABUE: a methodological framework for the development of indicators of sustainable development. *International Journal of Sustainable Development World Ecology* 2, 104-123.

Mitchell, P.L., 1997. Misuse of regression for empirical validation of models. *Agricultural Systems* 54, 313-326.

Mubiru, D.N., Coyne, M.S., Grove, J.H., 2000. Mortality of *Escherichia coli* O157:H7 in two soils with different physical and chemical properties. *Journal of Environmental Quality* 29, 1821-1825.

Munch, B., Larsen, H.E., Aalbaek, B., 1987. Experimental studies on the survival of pathogenesis as indicator bacteria in aerated and nonaerated cattle and pig slurry. *Biological Wastes* 22, 49-65.

Murinda, S.E., Nguyen, L.T., Ivey, S.J., Gillespie, B.E., Almeida, R.A., Draughon, F.A., Oliver, S.P., 2002a. Molecular characterization of *Salmonella* spp. isolated from bulk tank milk and cull dairy cow fecal samples. *Journal of Food Protection* 65, 1100-1105.

Murinda, S.E., Nguyen, L.T., Ivey, S.J., Gillespie, B.E., Almeida, R.A., Draughon, F.A., Oliver, S.P., 2002b. Prevalence and molecular characterization of *Escherichia coli* O157:H7 in bulk tank milk and fecal samples from cull cows: a 12-month survey of dairy farms in east Tennessee. *Journal of Food Protection* 65, 752-759.

Nicholson, F.A., Groves, S.J., Chambers, B.J., 2005. Pathogen survival during livestock manure storage and following land application. *Bioresource Technology* 96, 135-143.

Nielsen, E.M., 2002. Occurrence and strain diversity of thermophilic campylobacters in cattle of different age groups in dairy herds. *Letters in Applied Microbiology* 35, 85-89.

Nollet, N., Maes, D., De Zutter, L., Duchateau, L., Houf, K., Huysmans, K., Imberechts, H., Geers, R., de Kruijff, A., Van Hoof, J., 2004. Risk factors for the herd-level bacteriologic

prevalence of *Salmonella* in Belgian slaughter pigs. *Preventive Veterinary Medicine* 65, 63-75.

O'Connor, D.R., 2002. Reports of the Walkerton Inquiry. Ontario Ministry of the Attorney General, Publications Ontario, Toronto.

Ogden, I.D., MacRae, M., Strachan, N.J., 2004. Is the prevalence and shedding concentrations of *E. coli* O157 in beef cattle in Scotland seasonal? *FEMS Microbiology Letters* 233, 297-300.

Olsen, J.E., Larsen, H.E., 1987. Bacterial decimation times at anaerobic digestion of animal slurry. *Biological Wastes* 21, 153-168.

Omisakin, F., MacRae, M., Ogden, I.D., Strachan, N.J., 2003. Concentration and prevalence of *Escherichia coli* O157 in cattle feces at slaughter. *Applied and Environmental Microbiology* 69, 2444-2447.

Oosterom, J., Dekker, R., de Wilde, G.J., van Kempen-de Troye, F., Engels, G.B., 1985. Prevalence of *Campylobacter jejuni* and *Salmonella* during pig slaughtering. *Veterinary Quarterly* 7, 31-34.

Pacer, R.E., Spika, J.S., Thurmond, M.C., Hargrett-Bean, N., Potter, M.E., 1989. Prevalence of *Salmonella* and multiple antimicrobial-resistant *Salmonella* in California dairies. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 195, 59-63.

Paiba, G.A., Wilesmith, J.W., Evans, S.J., Pascoe, S.J., Smith, R.P., Kidd, S.A., Ryan, J.B., McLaren, I.M., Chappell, S.A., Willshaw, G.A., Cheasty, T., French, N.P., Jones, T.W., Buchanan, H.F., Challoner, D.J., Colloff, A.D., Cranwell, M.P., Daniel, R.G., Davies, I.H., Duff, J.P., Hogg, R.A., Kirby, F.D., Millar, M.F., Monies, R.J., Nicholls, M.J., Payne, J.H., 2003. Prevalence of faecal excretion of verocytotoxigenic *Escherichia coli* O157 in cattle in England and Wales. *Veterinary Record* 153, 347-353.

Palmer, C., 2005a. Old-fashioned device measures rainfall. USATODAY.com.

Palmer, C., 2005b. Rain gauge uses gravity to measure rainfall. USATODAY.com.

Park, G.W., Diez-Gonzalez, F., 2003. Utilization of carbonate and ammonia-based treatments to eliminate *Escherichia coli* O157:H7 and *Salmonella typhimurium* DT104 from cattle manure. *Journal of Applied Microbiology* 94, 675-685.

Payot, S., Dridi, S., Laroche, M., Federighi, M., Magras, C., 2004. Prevalence and antimicrobial resistance of *Campylobacter coli* isolated from fattening pigs in France. *Veterinary Microbiology* 101, 91-99.

Pearce, M.C., Fenlon, D., Low, J.C., Smith, A.W., Knight, H.I., Evans, J., Foster, G., Synge, B.A., Gunn, G.J., 2004. Distribution of *Escherichia coli* O157 in bovine fecal pats and its impact on estimates of the prevalence of fecal shedding. *Applied and Environmental Microbiology* 70, 5737-5743.

Pell, A.N., 1997. Manure and microbes: public and animal health problem? *Journal of Dairy Science* 80, 2673-2681.

Plachá, I., Venglovsky, J., Sasakova, N., Svoboda, I.F., 2001. The effect of summer and winter seasons on the survival of *Salmonella typhimurium* and indicator micro-organisms during the storage of solid fraction of pig slurry. *Journal of Applied Microbiology* 91, 1036-1043.

Rahe, T.M., Hgedom, C., McCoy, E.L., Kling, G.F., 1978. Transport of antibiotic-resistant *Escherichia coli* through western Oregon hillslope soils under conditions of saturated flow. *Journal of Environmental Quality* 7, 487-494.

Ravel, A., Berthiaume, P., Brazeau, S., Champagne, M.J., Bigras-Poulin, M., 2004. Développement d'un outil basé sur les indicateurs de pression hygiénique animale (IPHA) pour la gestion agroenvironnementale en santé publique. Université de Montréal, Groupe de recherche en épidémiologie des zoonoses et santé publique.

Reddy, K.R., Khaleel, R., Overcash, M.R., 1981. Behavior and transport of microbial pathogens and indicator organisms in soils treated with organic wastes. *Journal of Environmental Quality* 10, 255-266.

Robinson, S.E., Wright, E.J., Hart, C.A., Bennett, M., French, N.P., 2004. Intermittent and persistent shedding of *Escherichia coli* O157 in cohorts of naturally infected calves. *Journal of Applied Microbiology* 97, 1045-1053.

Rosef, O., Gondrosen, B., Kapperud, G., Underdal, B., 1983. Isolation and characterization of *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* from domestic and wild mammals in Norway. *Applied and Environmental Microbiology* 46, 855-859.

Rothwell, N., 2005. La gestion des pâturages au Canada. Statistique Canada, Division de l'agriculture. 21-021-MIF2005001.

Rugbjerg, H., Nielsen, E.M., Andersen, J.S., 2003. Risk factors associated with faecal shedding of verocytotoxin-producing *Escherichia coli* O157 in eight known-infected Danish dairy herds. *Preventive Veterinary Medicine* 58, 101-113.

- Saini, R., Halverson, L.J., Lorimor, J.C., 2003. Rainfall timing and frequency influence on leaching of *Escherichia coli* RS2G through soil following manure application. *Journal of Environmental Quality* 32, 1865-1872.
- Santamaría, J., Toranzos, G.A., 2003. Enteric pathogens and soil: a short review. *International Microbiology* 6, 5-9.
- Sato, K., Bartlett, P.C., Kaneene, J.B., Downes, F.P., 2004. Comparison of prevalence and antimicrobial susceptibilities of *Campylobacter* spp. isolates from organic and conventional dairy herds in Wisconsin. *Applied and Environmental Microbiology* 70, 1442-1447.
- Schouten, J.M., Bouwknecht, M., van de Giessen, A.W., Frankena, K., De Jong, M.C.M., Graat, E.A.M., 2004. Prevalence estimation and risk factors for *Escherichia coli* O157 on Dutch dairy farms. *Preventive Veterinary Medicine* 64, 49-61.
- Shere, J.A., Bartlett, K.J., Kaspar, C.W., 1998. Longitudinal study of *Escherichia coli* O157:H7 dissemination on four dairy farms in Wisconsin. *Applied and Environmental Microbiology* 64, 1390-1399.
- Shere, J.A., Kaspar, C.W., Bartlett, K.J., Linden, S.E., Norell, B., Francey, S., Schaefer, D.M., 2002. Shedding of *Escherichia coli* O157:H7 in dairy cattle housed in a confined environment following waterborne inoculation. *Applied and Environmental Microbiology* 68, 1947-1954.
- Siegel, S., Castellan, N.J., 1988. *Nonparametric statistics for the behavioral sciences*. 2nd Edition. McGraw-Hill. New York.
- Sjogren, R.E., 1995. Thirteen-year survival study of an environmental *Escherichia coli* in field mini-plots. *Water, Air and Soil Pollution* 81, 315-335.
- Smith, O.H., Petersen, G.W., Needelman, B.A., 2000. Environmental indicators of agroecosystems. *Advances in Agronomy*, Volume 69, pp. 75-97.
- Sorensen, O., McFall, M., Manninen, K., 2003. Prevalence of *Salmonella* in dairy herds in Alberta. *Canadian Veterinary Journal* 44, 230-231.
- Spurlock, F., 1999. *Sampling for Surface Water Runoff in Agricultural Fields*. SOP FSWA008.00. California Department of Pesticide Regulation.
- Stanley, K.N., Wallace, J.S., Currie, J.E., Diggle, P.J., Jones, K., 1998. The seasonal variation of thermophilic campylobacters in beef cattle, dairy cattle and calves. *Journal of Applied Microbiology* 85, 472-480.

Steenhuis, T.S., Harrison, E.Z., Richards, B., Heilig, A., Dickson, P., 2004. Improved sampling methods for soil water and groundwater. United States Department of the Interior, United States Geological Survey.

Stehman, S.M., Rossiter, C., McDonough, P., Wade, S., 1996. Potential pathogens in manure. Animal Agriculture and the Environment North American Conference. Natural Resource, Agriculture, and Engineering Service, Rochester, NY.

Stein, A., Riley, J., Halberg, N., 2001. Issues of scale for environmental indicators. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 87, 215-232.

Stoddard, C.S., Coyne, M.S., Grove, J.H., 1998. Fecal bacteria survival and infiltration through a shallow agricultural soil: timing and tillage effects. *Journal of Environmental Quality* 27, 1516-1523.

Straub, T.M., Chandler, D.P., 2003. Towards a unified system for detecting waterborne pathogens. *Journal of Microbiological Methods* 53, 185-197.

Tran, T.P., Ly, T.L., Nguyen, T.T., Akiba, M., Ogasawara, N., Shinoda, D., Okatani, T.A., Hayashidani, H., 2004. Prevalence of *Salmonella* spp. in pigs, chickens and ducks in the Mekong Delta, Vietnam. *Journal of Veterinary Medical Science* 66, 1011-1014.

Trochimchuk, T., Fotheringham, J., Topp, E., Schraft, H., Leung, K.T., 2003. A comparison of DNA extraction and purification methods to detect *Escherichia coli* O157:H7 in cattle manure. *Journal of Microbiological Methods* 54, 165-175.

Trout, H.F., Galland, J.C., Osburn, B.I., Brewer, R.L., Braun, R.K., Schmitz, J.A., Sears, P., Childers, A.B., Richey, E., Mather, E., Gibson, M., Murthy, K., Hogue, A., 2001. Prevalence of *Salmonella* spp. in cull (market) dairy cows at slaughter. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 219, 1212-1215.

Turpin, P.E., Maycroft, K.A., Rowlands, C.L., Wellington, E.M., 1993. Viable but non-culturable salmonellas in soil. *Journal of Applied Bacteriology* 74, 421-427.

van der Wolf, P.J., Bongers, J.H., Elbers, A.R., Franssen, F.M., Hunneman, W.A., van Exsel, A.C., Tielen, M.J., 1999. *Salmonella* infections in finishing pigs in The Netherlands: bacteriological herd prevalence, serogroup and antibiotic resistance of isolates and risk factors for infection. *Veterinary Microbiology* 67, 263-275.

Van Horn, H.H., Wilkie, A.C., Powers, W.J., Nordstedt, R.A., 1994. Components of dairy manure management systems. *Journal of Dairy Science* 77, 2008-2030.

- Waltner-Toews, D., Martin, S.W., Meek, A.H., 1986. An epidemiological study of selected calf pathogens on Holstein dairy farms in southwestern Ontario. *Canadian Journal of Veterinary Research* 50, 307-313.
- Wang, G., Zhao, T., Doyle, M.P., 1996. Fate of enterohemorrhagic *Escherichia coli* O157:H7 in bovine feces. *Applied and Environmental Microbiology* 62, 2567-2570.
- Warnemuende, E.A., Kanwar, R.S., 2000. The effect of swine manure application on bacterial quality of leachate from intact soil columns. 2000 ASAE international Meeting. American Society of Agricultural Engineers, Milwaukee, WI.
- Warnick, L.D., Kaneene, J.B., Ruegg, P.L., Wells, S.J., Fossler, C., Halbert, L., Campbell, A., 2003. Evaluation of herd sampling for *Salmonella* isolation on midwest and northeast US dairy farms. *Preventive Veterinary Medicine* 60, 195-206.
- Weiss, W.P., Wyatt, D.J., 2004. Macromineral digestion by lactating dairy cows: estimating phosphorus excretion via manure. *Journal of Dairy Science* 87, 2158-2166.
- Wells, S.J., Fedorka-Cray, P.J., Dargatz, D.A., Ferris, K., Green, A., 2001. Fecal shedding of *Salmonella* spp. by dairy cows on farm and at cull cow markets. *Journal of Food Protection* 64, 3-11.
- Wesley, I.V., Wells, S.J., Harmon, K.M., Green, A., Schroeder-Tucker, L., Glover, M., Siddique, I., 2000. Fecal shedding of *Campylobacter* and *Arcobacter* spp. in dairy cattle. *Applied and Environmental Microbiology* 66, 1994-2000.
- Whisler, F.D., Acock, B., Baker, D.N., Fye, R.E., Hodges, H.F., Lambert, J.R., Lemmon, H.E., McKinion, J.M., Reddy, V.R., 1986. Crop simulation-models in agronomic systems. *Advances in Agronomy*, Volume 40, pp. 141-208.
- Wilkerson, V.A., Mertens, D.R., Casper, D.P., 1997. Prediction of excretion of manure and nitrogen by Holstein dairy cattle. *Journal of Dairy Science* 80, 3193-3204.
- Zhao, T., Doyle, M.P., Shere, J., Garber, L., 1995. Prevalence of enterohemorrhagic *Escherichia coli* O157:H7 in a survey of dairy herds. *Applied and Environmental Microbiology* 61, 1290-1293.
- Zibilske, L.M., Weaver, R.W., 1978. Effect of environmental factors on survival of *Salmonella typhimurium* in soil. *Journal of Environmental Quality* 7, 593-597.
- Zougmore, R., Kamboun, F., Outtara, K., Guillobez, S., 1998. L'association culturale sorgho-niébé pour prévenir le ruissellement et l'érosion dans le Sahel au Burkina Faso. Centre de recherche pour le développement international.

Zschöck, M., Hamann, H.P., Kloppert, B., Wolter, W., 2000. Shiga-toxin-producing *Escherichia coli* in faeces of healthy dairy cows, sheep and goats: prevalence and virulence properties. *Letters in Applied Microbiology* 31, 203-208.

Annexe 1 : Équations pour le calcul des IPHA

Pour les équations suivantes, l'indice g représente le site agricole, l'indice h représente la saison d'épandage, l'indice i représente l'espèce animale et l'indice j représente la catégorie animale. Les équations pour les attributs (équations 11 à 19) et pour les indicateurs (équations 20 et 21) sont présentées.

Équation 11. Excrétion des bactéries par les animaux contribuant à l'accumulation des fumures (Animal1f).

$$\text{Animal1f}_{ghij} = \text{Afc}_{ghij} \times \text{Prf}_{ghij} \times \text{Dej}_{ghij} \times \text{Cex}_{ghij} \quad (\text{ufc/jour})$$

$$\text{où, } \text{Afc}_{ghij} = \text{Afg}_{ij} \times \text{Fractint}_{ghij} \quad (\text{animal})$$

$$\text{avec, } \text{Fractint}_{ghij} = \frac{\text{Joursint}_{ghij}}{\text{Dureef}_{ghij}} \times \frac{\text{Dureef}_{ghij}}{365} \quad (\text{sans dimension})$$

Équation 12. Excrétion des bactéries par les animaux allant au pâturage (Animal1p).

$$\text{Animal1p}_{gij} = \text{Apc}_{gij} \times \text{Prp}_{gij} \times \text{Dej}_{gij} \times \text{Cex}_{gij} \quad (\text{ufc/jour})$$

$$\text{où, } \text{Apc}_{gij} = \text{Apg}_{ij} \times \text{Fractpat}_{gij} \quad (\text{animal})$$

$$\text{avec, } \text{Fractpat}_{gij} = \frac{\text{Jourspat}_{gij}}{365} \quad (\text{sans dimension})$$

Équation 13. Survie des bactéries dans les fumures entreposées (Animal2).

$$\text{Animal2}_{ghi} = \frac{(1 - e^{-\text{Kf}_{ghi} \times \text{Tf}_{ghi}})}{\text{Kf}_{ghi}} \quad (\text{jour})$$

Équation 14. Survie des bactéries dans le sol (Animal3f).

$$\text{Animal3f}_{ghi} = e^{-Ksf_{ghi} \times Isp_{gh}} \quad (\text{sans dimension})$$

$$\text{où, } Isp_{gh} = Iepf_{gh} - 1 \quad (\text{jour})$$

Équation 15. Survie des bactéries dans le sol de la surface de pâturage (Animal3p).

$$\text{Animal3p}_{gi} = \left(\frac{Tp_{gi}}{Tas_g \times Ksp_{gi}} \right) \times \left(1 - e^{-Ksp_i \times Iepp_g} \right) \quad (\text{jour})$$

$$\text{où, } Tas_g = Iepp_g + Durep_g \quad (\text{jour})$$

Équation 16. Transport des bactéries par les eaux de ruissellement (Ruisf).

$$\text{Ruisf}_{gh} = \frac{Mrf_{gh} \times Pf_{gh} \times Crf_g \times L_{gh} \times Inc_{gh} \times (1 - Inj_{gh})}{Sf_{gh}} \quad (\text{mm/ha})$$

$$\text{où, } Crf_g = 0.00447 + (0.02105 \times Pentef_g) + 0.03900 \times \left(Cdf_g \times \frac{4}{7} \right) \quad (\text{sans dimension})$$

Équation 17. Transport des bactéries par les eaux de ruissellement au niveau de la surface de pâturage (Ruisp).

$$\text{Ruisp}_g = \frac{Mrp_g \times Pp_g \times Crp_g}{Sp_g} \quad (\text{mm/ha})$$

$$\text{où, } Crp_g = 0.00581 + (0.03796 \times Pentep_g) + 0.06433 \times \left(Cdp_g \times \frac{4}{7} \right) \quad (\text{sans dimension})$$

Équation 18. Transport des bactéries par les eaux d'infiltration (Infif).

$$\text{Infif}_{gh} = \frac{\text{Mif}_{gh} \times \text{Pf}_{gh} \times \text{Cif}_g \times \text{L}_{gh} \times \text{Inc}_{gh}}{\text{Sf}_{gh}} \quad (\text{mm/ha})$$

où, $\text{Cif}_g = 1 - \text{Crf}_g$ (sans dimension)

avec, $\text{Crf}_g = 0.00447 + (0.02105 \times \text{Pentef}_g) + 0.03900 \times \left(\text{Cdf}_g \times \frac{4}{7} \right)$ (sans dimension)

Équation 19. Transport des bactéries par les eaux d'infiltration au niveau de la surface de pâturage (Infip).

$$\text{Infip}_g = \frac{\text{Mip}_g \times \text{Pp}_g \times \text{Cip}_g}{\text{Sp}_g} \quad (\text{mm/ha})$$

où, $\text{Cip}_g = 1 - \text{Crp}_g$ (sans dimension)

avec, $\text{Crp}_g = 0.00581 + (0.03796 \times \text{Pentep}_g) + 0.06433 \times \left(\text{Cdp}_g \times \frac{4}{7} \right)$ (sans dimension)

Équation 20. IPHA pour les eaux de surface (IPHAsurf).

$$\text{IPHAsurf}_g = \text{Log10} \left\{ \left[\sum_h \text{Ruisf}_{gh} \times \left(\sum_i \left(\sum_j \text{Animal1f}_{ghij} \right) \times \text{Animal2}_{ghi} \times \text{Animal3f}_{ghi} \right) \right] \right. \\ \left. + \text{Ruisp}_g \times \left(\sum_i \left(\sum_j \text{Animal1p}_{gij} \right) \times \text{Animal3p}_{gi} \right) \right\} \\ (\text{Log10 mm*ufc/ha})$$

Équation 21. IPHA pour les eaux souterraines (IPHASout).

$$\text{IPHASout}_g = \text{Log10} \left\{ \left[\sum_h \text{Infif}_{gh} \times \left(\sum_i \left(\sum_j \text{Animal1f}_{ghij} \right) \times \text{Animal2}_{ghi} \times \text{Animal3f}_{ghi} \right) \right] \right. \\ \left. + \text{Infip}_g \times \left(\sum_i \left(\sum_j \text{Animal1p}_{gij} \right) \times \text{Animal3p}_{gi} \right) \right\}$$

(Log10 mm*ufc/ha)

Annexe 2 : Variables d'entrée pour le calcul des IPHA

Variable	Définition abrégée	Unité
Af ^t	Inventaire moyen des animaux contribuant à l'accumulation des fumures entreposées	animal
Ap ¹	Inventaire moyen des animaux allant au pâturage	animal
Cdf	Valeur de drainage du sol de la surface d'épandage	-
Cdp	Valeur de drainage du sol de la surface de pâturage	-
Cex ¹	Concentration de la bactérie visée des matières fécales chez les animaux excréteurs	ufc/g ²
Dej ¹	Masse journalière moyenne de matières fécales produites par animal	g/animal*jour ³
Dureef	Période d'accumulation des fumures entreposées	jour
Dureep	Durée d'un événement de pluie pendant les mois de pâturage	jour
Iepf	Intervalle de temps entre deux événements de pluie pendant les mois d'épandage	jour
Iepp	Intervalle de temps entre deux événements de pluie pendant les mois de pâturage	jour
Inc	Présence ou absence d'un travail du sol avant l'épandage	-
Inj	Présence ou absence d'injection des fumures dans le sol lors de l'épandage	-
Joursint ¹	Période pendant laquelle les animaux de Af sont à l'intérieur des bâtiments	jour
Jourspat ¹	Période pendant laquelle les animaux de Ap sont au pâturage	jour
Kf	Coefficient de décroissance bactérienne dans les fumures entreposées	jour ⁻¹
Ksf	Coefficient de décroissance bactérienne dans les fumures épandues	jour ⁻¹
Ksp	Coefficient de décroissance bactérienne dans les matières fécales déposées au pâturage	jour ⁻¹
L	Présence ou absence d'un travail du sol avant l'épandage	-
Mif	Fraction des bactéries des fumures épandues qui est véhiculée par les eaux d'infiltration	-
Mip	Fraction des bactéries des matières fécales au niveau la surface de pâturage qui est véhiculée par les eaux d'infiltration	-
Mrf	Fraction des bactéries des fumures épandues qui est véhiculée par les eaux de ruissellement	-
Mrp	Fraction des bactéries des matières fécales au niveau la surface de pâturage qui est véhiculée par les eaux de ruissellement	-
Pentef	Pente de la surface d'épandage	%

Pentep	Pente de la surface de pâturage	%
Pf	Quantité de pluie reçue par événement de pluie pendant les mois d'épandage	mm ⁴
Pp	Quantité de pluie reçue par événement de pluie pendant les mois de pâturage	mm
Prf ¹	Prévalence animale des animaux de Af excréteurs de la bactérie visée	-
Prp ¹	Prévalence animale des animaux de Ap excréteurs de la bactérie visée	-
Sf	Surface d'épandage	ha ⁵
Sp	Surface de pâturage	ha
Tf	Période d'entreposage des fumures	jour
Tp	Période de pâturage	jour

1 Par catégorie d'animaux.

2 ufc/g : Unité formant des colonies par gramme.

3 g/animal*jour : Gramme par animal*jour.

4 mm : Millimètre.

5 ha : Hectare.

Annexe 3 : Définitions et sources des données des variables d'entrée pour le calcul des IPHA dans le cadre de la validation

Af :

Définition : cette variable correspond à l'inventaire moyen des animaux. Donc, au nombre moyen d'animaux pour la période d'entreposage des fumures (variable **Tf**) dont les déjections, qui sont entreposées dans une structure prévue à cet effet, sont épandues lors de la même période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle choisie. Tous les animaux qui contribuent en partie ou en totalité à l'accumulation des fumures pendant la période d'entreposage des fumures font parti de l'inventaire moyen. En multipliant cette variable avec la variable **Fractint**, soit la fraction des animaux de l'inventaire moyen qui sont à l'intérieur des bâtiments et contribuent ainsi à l'accumulation des fumures pendant la période d'entreposage des fumures, on obtient l'inventaire moyen corrigé (variable **Afc**). La variable **Af** est obtenue séparément pour chaque catégorie d'animaux : vache laitière, taureau laitier, taure laitière (un an et plus), veau laitier d'abattage (moins de deux mois), génisse laitière (moins de 12 mois), truie mise bas (avec porcelets non sevrés), truie en gestation, verrat, truie de remplacement, porc à l'engraissement et porcelet sevré.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque site agricole à l'aide d'un questionnaire.

Cdf :

Définition : cette variable correspond à la valeur de drainage du sol de la parcelle choisie et elle est obtenue séparément pour chaque parcelle. Ces valeurs de drainages sont divisées en sept classes qualitatives allant de très rapidement drainé à très mal drainé. À l'aide de cette variable et de la variable **Pentef**, on obtient la variable **Crf** (McCuen, 1998), soit le

coefficient de ruissellement de la parcelle choisie (équation 22). Ce coefficient exprime la fraction de l'eau de précipitation qui participe au ruissellement de surface. Une transformation linéaire est nécessaire afin de réduire les sept classes de drainage de la variable Cdf aux quatre classes présentées par McCuen (1998).

Équation 22. Coefficient de ruissellement (Crf).

$$\text{Crf} = 0.00447 + (0.02105 \times \text{Pentef}) + 0.03900 \times \left(\text{Cdf} \times \frac{4}{7} \right) \quad (\text{sans dimension})$$

Puis, à l'aide de la variable Crf, on obtient la variable Cif, soit le coefficient d'infiltration de la parcelle choisie (équation 23). Ce coefficient exprime la fraction de l'eau de précipitation qui participe à l'infiltration dans le sol.

Équation 23. Coefficient d'infiltration (Cif).

$$\text{Cif} = 1 - \text{Crf} \quad (\text{sans dimension})$$

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque site agricole à l'aide de cartes pédologiques du Système d'information sur les sols du Canada (Lamontagne and Nolin, 1997).

Cex :

Définition : cette variable correspond à la concentration en coliformes fécaux des matières fécales chez les animaux excréteurs (en unité formant des colonies par gramme). La concentration est obtenue séparément pour chaque site agricole et pour chaque catégorie d'animaux : vache laitière, taureau laitier, taure laitière (un an et plus), veau laitier d'abattage (moins de deux mois), génisse laitière (moins de 12 mois), truie mise bas (avec porcelets non sevrés), truie en gestation, verrat, truie de remplacement, porc à l'engraissement et porcelet sevré.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque site agricole par l'échantillonnage des matières fécales de dix animaux. Pour les animaux d'un même site agricole et d'une même catégorie d'animaux, la moyenne des concentrations de

coliformes fécaux des animaux échantillonnés de cette même catégorie est utilisée. Pour les catégories d'animaux où aucun animal n'est échantillonné, la moyenne des concentrations de coliformes fécaux des animaux échantillonnés de la catégorie la plus près physiologiquement, à l'intérieur du même site agricole, est utilisée.

Dej :

Définition : cette variable correspond à la masse journalière moyenne de matières fécales produites par animal (en gramme par animal*jour). Elle est obtenue séparément pour chaque catégorie d'animaux : vache laitière, taureau laitier, taure laitière (un an et plus), veau laitier d'abattage (moins de deux mois), génisse laitière (moins de 12 mois), truie mise bas (avec porcelets non sevrés), truie en gestation, verrat, truie de remplacement, porc à l'engraissement et porcelet sevré.

Source des données : ces données sont tirées de la littérature. Elles sont obtenues à partir de données sur la quantité journalière moyenne de déjections produites par animal au Québec (Anonyme, 2003a) et de données sur la dilution des matières fécales par les eaux de lavage et de pluie et sur la dilution des matières fécales par l'urine (Gaudette and Zizka, 1982). Elles sont calculées en multipliant la quantité journalière moyenne de déjections produites par animal par le facteur de correction de dilution des matières fécales par les eaux de lavage et de pluie, puis ensuite, par le facteur de correction de dilution des matières fécales par l'urine. Pour la catégorie taure laitière (un an et plus) les données utilisées du Centre de référence en agriculture et en agroalimentaire du Québec sont celles de la catégorie taure laitière (15 mois et plus), pour la catégorie génisse laitière (moins de 12 mois) les données utilisées sont celles de la catégorie génisse laitière (moins de 15 mois), pour la catégorie veau laitier d'abattage (moins de deux mois) les données utilisées sont celles de la catégorie veau de grain et pour les catégories truie en gestation et verrat les données utilisées sont celles de la catégorie truie mise bas (avec porcelets non sevrés). La valeur de cette variable en gramme par animal*jour est de 20866 chez les vaches laitières, 8383 chez les taureaux laitiers, 13009 chez les taures laitières (un an et plus), 5382 chez les veaux laitiers d'abattage (moins de deux mois), 5523 chez les génisses laitières (moins de 12 mois), 11520 chez les truies mise bas (avec porcelets non sevrés), les truies en gestation et les

verrats, 3216 chez les truies de remplacement, 2626 chez les porcs à l'engraissement et 749 chez les porcelets sevrés.

Fvf :

Définition : cette variable correspond à la fraction du volume des fumures entreposées qui sont épandues lors de la période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle choisie. Cette variable est obtenue séparément pour chaque site agricole.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque site agricole à l'aide d'un questionnaire.

Iepfi :

Définition : cette variable correspond à l'intervalle de temps entre la période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle choisie et la collecte des eaux d'infiltration (en jour). Cette période est obtenue en additionnant le nombre de jour à partir de la date de la période d'épandage des fumures jusqu'à la date de collecte des eaux d'infiltration, en excluant le jour de la collecte des eaux d'infiltration. Cette variable est obtenue séparément pour chaque parcelle.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque parcelle suite à des observations lors de la collecte des données.

Iepfr :

Définition : cette variable correspond à l'intervalle de temps entre la période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle choisie et la collecte des eaux de ruissellement (en jour). Cette période est obtenue en additionnant le nombre de jour à partir de la date de la période d'épandage des fumures jusqu'à la date de collecte des eaux de ruissellement, en excluant le jour de la collecte des eaux de ruissellement. Cette variable est obtenue séparément pour chaque parcelle.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque parcelle suite à des observations lors de la collecte des données.

Inc :

Définition : cette variable correspond à la présence ou à l'absence d'un travail du sol après l'épandage des fumures sur la parcelle choisie. Pour la validation, étant donné la difficulté d'évaluer l'effet de cette variable sur le ruissellement et l'infiltration des eaux, elle prend toujours la valeur « un ».

Source des données : aucune. Cette variable prend toujours la valeur « un ».

Inj :

Définition : cette variable correspond à la présence ou à l'absence d'injection des fumures dans le sol lors de l'épandage des ces dernières sur la parcelle choisie. Lorsqu'il y a injection, la valeur de cette variable est « un » et lorsqu'il n'y a pas d'injection la valeur de cette variable est « zéro ». Cette variable est calculée séparément pour chaque parcelle.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque parcelle à l'aide d'un questionnaire.

Joursint :

Définition : cette variable correspond à la période (en jour), comprise dans la période d'entreposage des fumures, pendant laquelle les animaux de l'inventaire moyen sont à l'intérieur des bâtiments et contribuent ainsi à l'accumulation des fumures qui sont épandues lors de la même période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle choisie. En divisant cette variable par la variable **Tf**, on obtient la variable **Fractint**, soit la fraction des animaux de l'inventaire moyen qui sont à l'intérieur des bâtiments et contribuent ainsi à l'accumulation des fumures pendant la période d'entreposage des fumures. La variable **Joursint** est obtenue séparément pour chaque catégorie d'animaux : vache laitière, taureau laitier, taure laitière (un an et plus), veau laitier d'abattage (moins de deux mois), génisse laitière (moins de 12 mois), truie mise bas (avec porcelets non sevrés), truie en gestation, verrat, truie de remplacement, porc à l'engraissement et porcelet sevré.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque site agricole à l'aide d'un questionnaire.

Kf :

Définition : cette variable correspond au coefficient exprimant le taux de décroissance bactérienne dans les fumures entreposées (en jour⁻¹).

Source des données : ces données sont tirées de la littérature. La valeur de cette variable est de 0,198 jour⁻¹ pour tous les sites agricoles. Elle correspond à la valeur médiane des différents coefficients de décroissance bactérienne trouvés dans la littérature (Ahmed and Sorensen, 1995; Easton, 1996; Henry et al., 1983; Henry et al., 1994; Himathongkham et al., 1999; Himathongkham et al., 2000; Kearney et al., 1993a; Kearney et al., 1993b; Kearney and Levett, 1988; Kumar et al., 1999; Larsen and Munch, 1982; Munch et al., 1987; Olsen and Larsen, 1987; Wang et al., 1996). Quelques-uns de ces coefficients sont présentés au tableau IV.

Ksf :

Définition : cette variable correspond au coefficient exprimant le taux de décroissance bactérienne dans les fumures épandues sur le sol (en jour⁻¹).

Source des données : ces données sont tirées de la littérature. La valeur de cette variable est de 0,06 jour⁻¹ pour tous les sites agricoles. Elle correspond à la valeur médiane des différents coefficients de décroissance bactérienne trouvés dans la littérature (Marsh et al., 1998; Reddy et al., 1981; Sjogren, 1995; Turpin et al., 1993; Zibilske and Weaver, 1978). Quelques-uns de ces coefficients sont présentés au tableau VI.

L :

Définition : cette variable correspond à la présence ou à l'absence d'un travail du sol avant l'épandage des fumures sur la parcelle choisie. Pour la validation, étant donné la difficulté d'évaluer l'effet de cette variable sur le ruissellement et l'infiltration des eaux, elle prend toujours la valeur « un ».

Source des données : aucune. Cette variable prend toujours la valeur « un ».

Mif :

Définition : cette variable correspond à la fraction des bactéries contenue dans les fumures épandues sur la parcelle choisie qui est véhiculée par les eaux d'infiltration. Pour la validation, étant donné le peu d'information dans la littérature, cette variable prend toujours la valeur « un ».

Source des données : aucune. Cette variable prend toujours la valeur « un ».

Mrf :

Définition : cette variable correspond à la fraction des bactéries contenue dans les fumures épandues sur la parcelle choisie qui est véhiculée par les eaux de ruissellement. Pour la validation, étant donné le peu d'information dans la littérature, cette variable prend toujours la valeur « un ».

Source des données : aucune. Cette variable prend toujours la valeur « un ».

Pentef :

Définition : cette variable correspond à la pente (en %) de la parcelle choisie. Elle est mesurée perpendiculairement à la gouttière du dispositif de collecte des eaux de ruissellement donc parallèlement au sens du ruissellement de l'eau. Cette variable est obtenue séparément pour chaque parcelle. À l'aide de cette variable et de la variable **Cdf**, on obtient la variable **Crf** et **Cif** (voir variable **Cdf**).

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque parcelle par des mesures directes de pente. Quatre mesures sont effectuées à des endroits différents de la parcelle et la pente est calculée en faisant la moyenne des quatre mesures directes de pente. Ces mesures sont prises à l'aide d'un bâton de 50 pouces et d'un niveau à bulle. D'abord, le bâton est placé dans le sens de la pente. Il est ensuite mis à niveau et la distance (en pouce) entre l'extrémité soulevée du bâton et le sol est mesurée. Cette distance est multipliée par deux et elle correspond ainsi à la mesure de la pente en %.

Pfi :

Définition : cette variable correspond à la quantité de pluie reçue (en millimètre) pendant l'intervalle de temps entre la période d'épandage des fumures et la collecte des eaux d'infiltration (variable **Iepfi**). Cette variable est obtenue séparément pour chaque parcelle.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque site agricole avec un pluviomètre construit à partir d'une bouteille de boisson gazeuse vide en plastique de deux litres. La hauteur de l'eau dans le pluviomètre (en millimètre) est mesurée directement et elle correspond à un volume d'eau (en millilitre) préalablement déterminé par la calibration du pluviomètre. Ce volume d'eau est divisé par la surface du pluviomètre en contact avec la pluie (en centimètre carré) afin d'obtenir une quantité de pluie reçue (en centimètre). Cette quantité est ensuite convertie en millimètre.

Pfr :

Définition : cette variable correspond à la quantité de pluie reçue (en millimètre) pendant l'intervalle de temps entre la période d'épandage des fumures et la collecte des eaux de ruissellement (variable **Iepfr**). Cette variable est obtenue séparément pour chaque parcelle.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque site agricole avec un pluviomètre construit à partir d'une bouteille de boisson gazeuse vide en plastique de deux litres. La hauteur de l'eau dans le pluviomètre (en millimètre) est mesurée directement et elle correspond à un volume d'eau (en millilitre) préalablement déterminé par la calibration du pluviomètre. Ce volume d'eau est divisé par la surface du pluviomètre en contact avec la pluie (en centimètre carré) afin d'obtenir une quantité de pluie reçue (en centimètre). Cette quantité est ensuite convertie en millimètre.

Prf :

Définition : cette variable correspond à la prévalence animale des animaux excréteurs de coliformes fécaux. La variable **Prf** est obtenue séparément pour chaque catégorie d'animaux : vache laitière, taureau laitier, taure laitière (un an et plus), veau laitier d'abattage (moins de deux mois), génisse laitière (moins de 12 mois), truie mise bas (avec

porcelets non sevrés), truie en gestation, verrat, truie de remplacement, porc à l'engraissement et porcelet sevré.

Source des données : ces données sont tirées de la littérature. La valeur de cette variable est de 1 pour tous les sites agricoles.

Sf :

Définition : cette variable correspond à la surface totale des terres d'épandage (en hectare) pour la période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle choisie. Cette variable est obtenue séparément pour chaque site agricole.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque site agricole à l'aide d'un questionnaire.

Tf :

Définition : cette variable correspond à la période d'entreposage des fumures (en jour). Cette période est obtenue pour les fumures qui sont entreposées dans la structure (fosse, plate-forme) prévue à cet effet et qui sont épandues lors de la période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle choisie. Cette période est comprise entre la dernière vidange complète de la structure d'entreposage et la période d'épandage. Cette période est obtenue en additionnant le nombre de jour à partir de la date de la dernière vidange complète de la structure d'entreposage jusqu'à la date de la période d'épandage, en excluant le jour de l'épandage. Cette variable est obtenue séparément pour chaque site agricole.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque site agricole à l'aide d'un questionnaire. L'information sur la date de la dernière vidange complète n'est pas toujours donnée en nombre de jour. Lorsque l'information donnée est « mois de », la date utilisée est le 15 de ce même mois, lorsque c'est « début du mois de », la date utilisée est le 8 et lorsque c'est « fin du mois de », la date utilisée est le 23.

Annexe 4 : Définitions et sources des données des variables d'entrée pour le calcul des charges de coliformes fécaux dans le cadre de la validation

Coi :

Définition : cette variable correspond à la concentration des coliformes fécaux dans les eaux d'infiltration, collectés par le dispositif de collecte des eaux d'infiltration, pour la parcelle choisie (en unité formant des colonies par 100 millilitres). Cette variable est obtenue séparément pour chaque parcelle.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque parcelle par l'échantillonnage des eaux d'infiltration, collectées par le dispositif de collecte des eaux d'infiltration.

Cor :

Définition : cette variable correspond à la concentration des coliformes fécaux dans les eaux de ruissellement, collectés par le dispositif de collecte des eaux de ruissellement, pour la parcelle choisie (en unité formant des colonies par 100 millilitres). Cette variable est obtenue séparément pour chaque parcelle.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque parcelle par l'échantillonnage des eaux de ruissellement, collectées par le dispositif de collecte des eaux de ruissellement.

Sf :

Définition : cette variable correspond à la surface totale des terres d'épandage (en hectare) pour la période d'épandage qui comprend l'épandage des fumures sur la parcelle choisie. Cette variable est obtenue séparément pour chaque site agricole.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque site agricole à l'aide d'un questionnaire.

Spar :

Définition : cette variable correspond à la surface de la parcelle choisie (en hectare). Cette variable est obtenue séparément pour chaque parcelle.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque parcelle par des mesures directes.

Vi :

Définition : cette variable correspond au volume des eaux d'infiltration (en millilitre), collecté par le dispositif de collecte des eaux d'infiltration, pour la parcelle choisie. Le dispositif de collecte des eaux d'infiltration est mis en opération pendant l'intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux d'infiltration (variable **Iepfi**). Cette variable est obtenue séparément pour chaque parcelle.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque parcelle par des mesures directes. Les volumes des eaux d'infiltration sont mesurés à l'aide d'une chaudière graduée de 20 litres et d'un cylindre gradué de 500 millilitres.

Vr :

Définition : cette variable correspond au volume des eaux de ruissellement (en millilitre), collecté par le dispositif de collecte des eaux de ruissellement, pour la parcelle choisie. Le dispositif de collecte des eaux de ruissellement est mis en opération pendant l'intervalle de temps entre la période d'épandage et la collecte des eaux de ruissellement (variable **Iepfr**). Cette variable est obtenue séparément pour chaque parcelle.

Source des données : ces données sont obtenues de façon spécifique pour chaque parcelle par des mesures directes. Les volumes des eaux de ruissellement sont mesurés à l'aide d'une chaudière graduée de 20 litres et d'un cylindre gradué de 500 millilitres.

Annexe 5 : Questionnaires

Questionnaire bovin laitier :

Renseignements sur l'éleveur

1	Quel est le nom de la ferme?
2	Quel est le nom du propriétaire?
3	Quelle est l'adresse de la ferme?
4	Quel est le numéro de téléphone?
5	Quel est le numéro de téléphone mobile?
6	Quel est le numéro de télécopieur?
7	Quel est le meilleur moment de la journée pour communiquer?

Nombre d'animaux (inventaire moyen des 6 derniers mois)

1	Quel est le nombre total de vaches laitières en inventaire?
2	Quel est le nombre total de taureaux laitiers en inventaire?
3	Quel est le nombre total de taures laitières (1 an et plus) en inventaire?
4	Quel est le nombre total de veaux laitiers d'abattage (moins de 2 mois) en inventaire?
5	Quel est le nombre total de génisses laitières (moins de 12 mois) en inventaire?

Épandage des fumures pour le printemps 2004

1	Quel est le type de culture pour la parcelle choisie?
2	Quel est le type de sol pour la parcelle choisie?
3	Quelle est la date prévue de l'épandage, pour la parcelle choisie?
4	Quel est le type de structure utilisé pour l'entreposage des fumures (fosse/amas/autre)?
5	Y a-t-il eu brassage ou retournement des fumures?
6	Si oui, à quel intervalle de temps?

7	Quelles sont les méthodes utilisées pour remplir et pour vider la structure d'entreposage?
8	Quelle est la date de la dernière vidange complète de la structure d'entreposage?
9	Y a-t-il eu des vidanges partielles de la structure d'entreposage depuis la dernière vidange complète?
10	Si oui, à quel intervalle de temps?
11	Si oui, quelle est la date de la dernière vidange partielle de la structure d'entreposage?
12	Quelle est la méthode utilisée pour l'épandage (arrosage/incorporation/autre)?
13	Quelle est la surface totale (toutes les terres) d'épandage?
14	Quelle est la quantité totale de fumures de la structure d'entreposage avant l'épandage?
15	Quelle est la quantité totale de fumures utilisée pour l'épandage?
16	Le sol va-t-il être travaillé après l'épandage pour la parcelle choisie?
17	Si oui, quel est le type de travail du sol?
18	Si oui, quel est le délai prévu entre l'épandage et le travail du sol?
19	Quelle est la proportion de la surface totale d'épandage où il y a travail du sol?
20	Y a-t-il des semences prévues après l'épandage?
21	Si oui, quel est le délai prévu entre l'épandage et les semences?
22	Y a-t-il un système de drainage souterrain pour la parcelle choisie?
23	Si oui, quelle est la profondeur approximative du système de drainage?
24	Quelle est la proportion de la surface totale d'épandage où il y a un système de drainage souterrain?

Questionnaire porcin :

Renseignements sur l'éleveur

1	Quel est le nom de la ferme?
---	------------------------------

2	Quel est le nom du propriétaire?
3	Quelle est l'adresse de la ferme?
4	Quel est le numéro de téléphone?
5	Quel est le numéro de téléphone mobile?
6	Quel est le numéro de télécopieur?
7	Quel est le meilleur moment de la journée pour communiquer?

Nombre d'animaux (inventaire moyen des 6 derniers mois)

1	Quel est le nombre total de truies mise bas (avec porcelets non sevrés) en inventaire?
2	Quel est le nombre total de truies en gestation en inventaire?
3	Quel est le nombre total de verrats en inventaire?
4	Quel est le nombre total de truies de remplacement en inventaire?
5	Quel est le nombre total de porcs à l'engraissement en inventaire?
6	Quel est le nombre total de porcelets sevrés en inventaire?

Épandage des fumures pour le printemps 2004

1	Quel est le type de culture pour la parcelle choisie?
2	Quel est le type de sol pour la parcelle choisie?
3	Quelle est la date prévue de l'épandage, pour la parcelle choisie?
4	Quel est le type de structure utilisé pour l'entreposage des fumures (fosse/amas/autre)?
5	Y a-t-il eu brassage ou retournement des fumures?
6	Si oui, à quel intervalle de temps?
7	Quelles sont les méthodes utilisées pour remplir et pour vider la structure d'entreposage?
8	Quelle est la date de la dernière vidange complète de la structure d'entreposage?
9	Y a-t-il eu des vidanges partielles de la structure d'entreposage depuis la dernière vidange complète?

10	Si oui, à quel intervalle de temps?
11	Si oui, quelle est la date de la dernière vidange partielle de la structure d'entreposage?
12	Quelle est la méthode utilisée pour l'épandage (arrosage/incorporation/autre)?
13	Quelle est la surface totale (toutes les terres) d'épandage?
14	Quelle est la quantité totale de fumures de la structure d'entreposage avant l'épandage?
15	Quelle est la quantité totale de fumures utilisée pour l'épandage?
16	Le sol va-t-il être travaillé après l'épandage pour la parcelle choisie?
17	Si oui, quel est le type de travail du sol?
18	Si oui, quel est le délai prévu entre l'épandage et le travail du sol?
19	Quelle est la proportion de la surface totale d'épandage où il y a travail du sol?
20	Y a-t-il des semences prévues après l'épandage?
21	Si oui, quel est le délai prévu entre l'épandage et les semences?
22	Y a-t-il un système de drainage souterrain pour les parcelles choisies?
23	Si oui, quelle est la profondeur approximative du système de drainage?
24	Quelle est la proportion de la surface totale d'épandage où il y a un système de drainage souterrain?

Annexe 6 : Procédure d'installation et de mise en opération du dispositif de collecte des eaux de ruissellement

1. Creuser une tranchée de trois mètres de long à quelques centimètres à l'extérieur de la parcelle, parallèlement à la largeur de cette dernière du côté de la bordure du champ, tout en s'assurant qu'il y a une légère pente parallèlement à la largeur de la parcelle au niveau de la tranchée.
2. Boucher une des deux extrémités d'une gouttière en plastique de trois mètres de long avec un embout en plastique et installer un embout troué en plastique muni d'un coude à l'autre extrémité.
3. Placer la gouttière dans la tranchée en s'assurant que l'extrémité avec l'embout troué est placé vers le bas de la pente de la tranchée.
4. Insérer un fâite en aluminium de trois mètres de long dans la face de la tranchée située en bordure de la parcelle, quelques centimètres sous le niveau de la parcelle et quelques centimètres au dessus du niveau de la gouttière afin d'éviter que l'eau ruisselant sur la parcelle tombe entre la parcelle et la gouttière.
5. Fixer une descente de gouttière au coude de l'embout troué.
6. Laver et désinfecter la gouttière et la descente avec de l'eau stérile et de l'alcool 70%.
7. Fixer une toile en plastique au dessus de la gouttière afin d'éviter que l'eau de pluie ne tombe directement dans cette dernière.
8. Délimiter la parcelle à l'aide de drapeaux et installer deux planches de bois placés en forme de toit dans le haut de la parcelle afin d'éviter que l'eau ruisselant à l'extérieur de la parcelle se retrouve dans la gouttière.
9. Placer un bac en plastique de 110 litres (avec son couvercle) dans le fossé vis-à-vis la descente de gouttière et le fixer à cette dernière.

10. Mesurer la pente de la parcelle (dans le sens du ruissellement) et installer un pluviomètre à proximité de cette dernière.

Annexe 7 : Méthode de prélèvement des eaux de ruissellement

1. Agiter l'eau présente dans le bac afin d'obtenir un mélange le plus homogène possible.
2. Verser l'eau du bac dans une chaudière en plastique graduée de 20 litres afin de mesurer le volume d'eau collecté (ce volume est convertit en millilitres). Lorsqu'il reste un volume de moins de un litre d'eau dans le fond du bac, verser l'eau dans un cylindre gradué de 500 millilitres afin de mesurer le volume restant.
3. Prélever deux fois 350 millilitres d'eau dans des bouteilles de plastique stérilisées de 500 millilitres.
4. Identifier l'échantillon (les deux bouteilles forment un seul échantillon) et l'acheminer, à environ 4°C, le plus rapidement possible au laboratoire (en moins de 48 heures).

Annexe 8 : Procédure d'installation et de mise en opération du dispositif de collecte des eaux d'infiltration

1. Boucher l'extrémité qui va dans le sol d'un tube de PVC de 30 pouces de long par quatre pouces de diamètre avec un bouchon en PVC.
2. Faire des trous de 1/2 pouce de diamètre sur la longueur du tube. Les premiers six pouces du tube à partir de l'extrémité qui va dans le sol ne sont pas troués, les 12 pouces suivant sont troués et les premiers 12 pouces à partir de l'extrémité qui ne va pas dans le sol ne sont pas troués. Au total, il y a 14 trous répartis uniformément autour de la partie trouée du tube.
3. À l'aide d'une tarière à munie d'une mèche de quatre pouces de diamètre, faire un trou dans le sol de 24 pouces de profondeur.
4. Enfoncer verticalement le tube dans le trou tout en s'assurant que les premiers 24 pouces à partir de l'extrémité qui va dans le sol sont à l'intérieur du sol.
5. S'assurer qu'il n'y a pas d'espace entre la surface extérieure du tube et le sol au niveau de la surface du sol. Si c'est le cas, remplir cet espace avec de la terre humide bien compactée.
6. Fixer une petite toile en plastique carré d'environ 15 pouces autour du tube au niveau de la surface du sol afin d'éviter la formation de voies préférentielles au pourtour du tube.
7. Boucher l'extrémité du tube qui ne va pas dans le sol avec un bouchon en PVC.
8. Installer un pluviomètre à proximité de la parcelle (utiliser le même que pour le dispositif de collecte des eaux de ruissellement).

Annexe 9 : Méthode de prélèvement des eaux d'infiltration

1. Mesurer la hauteur du tube (en pouce) qui ne contient pas d'eau puis, par soustraction, estimer la hauteur du tube qui contient de l'eau. Ainsi, à l'aide du diamètre du tube il est possible de calculer le volume d'eau présent dans le dispositif.
2. À l'aide d'une petite pompe rotative en plastique préalablement lavée avec de l'eau stérile et désinfectée avec de l'alcool 70%, récupérer l'eau du tube dans une chaudière en plastique graduée de 20 litres afin de mesurer le volume d'eau collecté (ce volume est convertit en millilitres). Lorsqu'il reste un volume de moins de un litre d'eau dans le fond du tube, pomper l'eau dans un cylindre gradué de 500 millilitres afin de mesurer le volume restant. La méthode de mesure du volume par soustraction sert à valider la méthode de mesure avec la pompe rotative.
3. Prélever deux fois 350 millilitres d'eau dans des bouteilles de plastique stérilisées de 500 millilitres.
4. Identifier l'échantillon (les deux bouteilles forment un seul échantillon) et l'acheminer, à environ 4°C, le plus rapidement possible au laboratoire (en moins de 48 heures).

**Annexe 10 : Concentration en coliformes fécaux des
matières fécales chez les animaux excréteurs (variable
Cex) pour chaque site agricole**

Site agricole	Catégorie d'animaux	Moyenne (ufc/g ¹)	Nombre d'échantillon
Bovin laitier			
D	Vache	2696095	5
	Taure	19887	3
	Génisse	4671429	2
E	Vache	3114728	8
	Génisse	9900	2
F	Vache	839909	5
	Taure	2671667	3
	Génisse	3450000	2
G	Vache	349679	5
	Taure	70778	3
	Génisse	5112	2
H	Vache	10388	4
	Taure	450	3
	Génisse	9851000	3
K	Vache	1613750	4
	Taure	1466667	3
	Génisse	679167	3
M	Vache	328750	4
	Taure	2948000	3
	Génisse	70000	3
N	Vache	19074464	10
O	Vache	1413	4
	Taure	2238333	3
	Génisse	651667	3
Q	Vache	2310000	4
	Taure	55913	3

Génisse		64667	3
Porcin			
A	Porcelet sevré	58267881	10
B	Porc à l'engraissement	321537	10
I	Truie mise bas	9347619	2
	Truie en gestation	9550000	5
	Porcelet sevré	3913939	3
P	Porc à l'engraissement	4501900	10
L	Porc à l'engraissement	6169061	10
R	Truie en gestation	21533333	3
	Porc à l'engraissement	599125	4
	Porcelet sevré	3562349	3
S	Truie mise bas	22850000	3
	Porc à l'engraissement	3059333	3
	Porcelet sevré	2908929	4
T	Truie mise bas	16356667	3
	Truie en gestation	10281169	7
U	Truie mise bas	2469697	3
	Truie en gestation	19333333	3
	Truie de remplacement	6284091	4
W	Truie mise bas	15100000	2
	Truie en gestation	561905	2
	Truie de remplacement	503000	2
	Porc à l'engraissement	27750	2
	Porcelet sevré	1900000	2
Mixte			
V	Vache	230833	3
	Taure	157525	2
	Génisse	121000	2
	Porc à l'engraissement	478333	3

1 ufc/g : Unité formant des colonies par gramme.

