

INRS- Institut Armand-Frappier

**Évaluation de la qualité microbiologique d'eaux souterraines  
utilisées comme source d'approvisionnement en eau potable au  
Québec**

Par  
Annie Locas

Thèse présentée  
pour l'obtention  
du grade de Philosophiae doctor (Ph.D.)  
en Biologie

Jury d'évaluation

Président du jury et examinateur interne	Richard Villemur INRS-Institut Armand-Frappier
Examineur externe	Raymond Desjardins École Polytechnique
Examineur externe	René Therrien Université Laval
Directeur de recherche	Pierre Payment INRS-Institut Armand-Frappier

© Droits réservés de Annie Locas, 2005



## RÉSUMÉ

Ce projet visait à déterminer la qualité microbiologique d'eaux souterraines municipales au Québec ainsi qu'à évaluer la pertinence des indicateurs de pollution fécale proposés par le Règlement sur la qualité de l'eau potable du Ministère du développement durable, de l'environnement et des parcs (MDDEP). Douze sites ont été choisis et échantillonnés mensuellement pendant une année. Ces douze sites étaient divisés en trois classes: <Négatif>, <Intermédiaire> ou <Positif>, selon l'historique de la qualité de leur eau souterraine. Les paramètres mesurés étaient les bactéries sporulées, les entérocoques, *E. coli*, les coliphages mâles-spécifiques (F-ARN) et somatiques et les virus entériques humains totaux cultivables. Les résultats montrent que les sites préalablement classés <Négatif> ne présentent pas de contamination d'origine fécale et ont une excellente qualité d'eau indiquée par l'absence de coliformes totaux. Les sites pré-classés <Intermédiaire> présentent occasionnellement une faible contamination d'origine fécale et une dégradation parfois importante de la qualité de leur eau mise en évidence par une présence plus fréquente de coliformes totaux. Des virus entériques humains ont été trouvés dans 1/9 échantillons à l'un des sites de cette catégorie en l'absence des autres indicateurs bactériens de pollution fécale. La présence de virus indique une pollution fécale d'origine humaine. Les sites pré-classés <Positif> présentent tous une dégradation importante de la qualité de leur eau et des indicateurs d'une pollution d'origine fécale humaine ou animale y ont été retrouvés. Nos résultats suggèrent qu'aucun des microorganismes étudiés n'est un indicateur fiable de la présence de virus entériques humains. Les coliformes totaux restent le meilleur indice d'une dégradation de la qualité d'une eau souterraine, alors qu'*Escherichia coli* confirme l'origine fécale d'une telle dégradation. Les entérocoques et les coliphages somatiques ou mâles-spécifiques (F-ARN) n'ont pas été des déterminants importants de l'évaluation de la contamination virale des eaux étudiées. Les recommandations incluent un suivi accru des eaux souterraines non désinfectées en particulier par la mesure des coliformes totaux et d'*E. coli*. Le suivi régulier des eaux brutes par une méthode permettant la détection simultanée de ces deux types de bactéries apparaît comme la solution la plus économique et fiable. Une augmentation des dénombrements de ces bactéries est indicatrice d'une dégradation de la qualité de l'eau souterraine et l'opportunité d'une désinfection devrait être étudiée afin de réduire les risques d'épidémie.



---

Annie Locas, étudiante



---

Pierre Payment, Directeur de recherche



## REMERCIEMENTS

Je voudrais tout d'abord remercier mon directeur de recherche, Dr. Payment, qui m'a fait confiance et qui m'a laissé pleine liberté dans la gestion de ce projet. Les conseils, les discussions ont été des plus enrichissants. Le travail s'est fait dans le respect, la collaboration et vous m'avez toujours impliquée dans les décisions concernant ce projet alors je vous en suis grandement reconnaissante. Vous m'avez aussi toujours encouragée et accordé la liberté pour enrichir mon parcours par des "activités parascolaires" variées: enseignement, Réseau Canadien de l'Eau, apprentis, etc. Ces activités ont contribué à parfaire mes connaissances et mes habiletés dans différents domaines. De plus, je suis privilégiée d'avoir pu travailler à vos côtés, votre passion du domaine et votre empressement de toujours répondre à mes innombrables questions ont souvent été des éléments motivateurs pour la poursuite de mon travail. Un jour, je deviendrai un clone féminin de Dieu le Pierre, du moins, j'y travaillerai!

Je voudrais aussi remercier Raymond Desjardins qui a convaincu Dr. Payment de me prendre dans son laboratoire, malgré lui avoir fait l'aveu que j'avais une tête de pioche!

Je tiens à remercier sincèrement tous les intervenants rencontrés au cours de ce projet de recherche : Ministère du développement durable, de l'environnement et des parcs, directions régionales, École Polytechnique de Montréal. Sans votre collaboration, ce projet n'aurait jamais eu lieu.

Je remercie chaleureusement les opérateurs qui pendant toute une année, ont prélevé les échantillons nécessaires à ce projet, certains s'impliquant à fond en posant des questions et en cherchant à toujours améliorer la qualité de leur eau. Je suis rassurée de boire l'eau de vos réseaux !

Merci à tous les partenaires financiers : Ministère du développement durable, de l'environnement et des parcs et Réseau Canadien de l'Eau ainsi qu'à la Fondation Armand-Frappier pour les bourses accordées.

Un merci spécial au personnel du laboratoire, matante Loulou et Titine!

Enfin merci à tous les membres de ma famille ainsi qu'à mes amis qui m'ont moins vue ces derniers mois. Votre support continuel était important. Peut-être qu'enfin, avec toutes ces études, j'aurai enfin appris à compter et à jouer aux cartes!

## **Liste des figures**

<b>Figure 3.1</b>	<b>Localisation des sites sélectionnés .....</b>	<b>48</b>
<b>Figure 3.2.</b>	<b>Montage servant à la filtration d'eau pour l'analyse virologique .....</b>	<b>50</b>
<b>Figure 3.3.</b>	<b>Montages de filtration fournis aux municipalités .....</b>	<b>50</b>



## Liste des tableaux

Tableau 1.1	Calcul de la cote DRASTIC pour le site d'Ascot Corner .....	6
Tableau 1.2	Les virus entériques (adapté de AWWA, 1999).....	10
Tableau 1.3	Maladies et syndromes associés aux infections causées par des virus entériques (adapté de Payment, 1993).....	10
Tableau 1.4	Comparaison des trois méthodes de détection des virus (adapté de Reynolds <i>et al.</i> , 2001a).....	19
Tableau 1.5	Éclosions de maladies d'origine hydrique (adapté de Hrudey et Hrudey, 2004) .....	29
Tableau 1.6	Détection de virus dans les eaux souterraines (adapté de Bitton et Farrah, 1986).....	33
Tableau 1.7	Études sur la qualité virologique des eaux souterraines.....	35
Tableau 3.1	Liste des sites par catégorie (selon les données historiques et la probabilité de contamination fécale). .....	47
Tableau 3.2	Calendrier du projet et gérance des analyses .....	49
Tableau 3.3	Calcul des valeurs prédictives (adapté de Hrudey et Rizak, 2004).....	61
Tableau 4.1	Représentation des résultats obtenus.....	63
Tableau 4.2	Caractéristiques hydrogéologiques des 12 municipalités.....	64
Tableau 4.3.	Analyses microbiologiques : Ascot Corner.....	65
Tableau 4.4.	Analyses microbiologiques : Lennoxville, puits #5.....	66
Tableau 4.5.	Analyses microbiologiques : Saint-Alexandre-de-Kamouraska.....	67
Tableau 4.6.	Analyses microbiologiques : Val d'Or.....	68
Tableau 4.7.	Analyses microbiologiques : Saint-Stanislas.....	69
Tableau 4.8.	Analyses microbiologiques : Trois-Rivières (Secteur Pointe-du-Lac).....	70
Tableau 4.9.	Analyses microbiologiques : Wickham (Puits C).....	71
Tableau 4.10.	Analyses microbiologiques : Saints-Martyrs-Canadiens.....	72
Tableau 4.11.	Analyses microbiologiques : Martinville .....	73
Tableau 4.12.	Analyses microbiologiques : Victoriaville .....	74
Tableau 4.13.	Analyses microbiologiques : Saint-Alphonse de Caplan .....	75
Tableau 4.14.	Analyses microbiologiques : Princeville.....	77
Tableau 4.15	Municipalités ayant présenté un résultat positif pour <i>E. coli</i> sur milieu MI ou mTEC .....	78
Tableau 4.16	Municipalités ayant présenté un résultat positif pour les coliphages .....	80
Tableau 4.17	Valeur utilisées pour le calcul des valeurs prédictives des indicateurs microbiens pour les virus entériques humains cultivables (valeurs tirés des analyses effectuées). .....	81

Tableau 4.18	Valeur prédictive des indicateurs microbiens pour les virus entériques humains cultivables.....	82
Tableau 5.1	Récapitulatif des résultats des analyses microbiologiques.....	86
Tableau 5.2	Fraction des échantillons contenant des virus entériques humains de différentes études (méthode de détection: culture cellulaire).....	89
Tableau 5.3	Comparaison des coûts des milieux MI et mTEC.....	91

## **Liste des abréviations**

<b>AWWA</b>	<b>American water works association</b>
<b>BHAA</b>	<b>Bactéries hétérotrophes aérobies et anaérobies facultatives</b>
<b>CDC</b>	<b>Centers for disease control</b>
<b>GUDI</b>	<b>Groundwater under direct influence</b>
<b>IAWPRC</b>	<b>International Association on Water Pollution Research and Control</b>
<b>ICC-PCR</b>	<b>Integrated cell culture-polymerase chain reaction</b>
<b>ICR</b>	<b>Information collection rule</b>
<b>IESWTR</b>	<b>Interim enhanced surface water treatment rule</b>
<b>MDDEP</b>	<b>Ministère du développement durable, de l'environnement et des parcs</b>
<b>MPA</b>	<b>Microscopic particulate analysis</b>
<b>nppui</b>	<b>Nombre le plus probable d'unités infectieuses</b>
<b>PARDE</b>	<b>Programme d'aide à la recherche et au développement en environnement</b>
<b>PCR</b>	<b>Polymerase chain reaction</b>
<b>RCES</b>	<b>Règlement sur le captage des eaux souterraines</b>
<b>RQEP</b>	<b>Règlement sur la qualité de l'eau potable</b>
<b>RT-PCR</b>	<b>Reverse-transcriptase polymerase chain reaction</b>
<b>SDWA</b>	<b>Safe drinking water act</b>
<b>SWTR</b>	<b>Surface water treatment rule</b>
<b>TSA</b>	<b>Tryptic soy agar</b>
<b>TSB</b>	<b>Tryptic soy broth</b>
<b>TTC</b>	<b>Chlorure de 2,3,5-triphényltétrazolium</b>
<b>UFC</b>	<b>Unité formant colonie</b>
<b>UFP</b>	<b>Unité formant plage</b>
<b>USEPA</b>	<b>United States environmental protection agency</b>



## Table des matières

RÉSUMÉ .....	iii
REMERCIEMENTS .....	v
Liste des figures .....	vii
Liste des tableaux .....	ix
Liste des abréviations .....	xi
Table des matières .....	xiii
INTRODUCTION.....	1
<b>1 État des connaissances.....</b>	<b>3</b>
1.1 La réglementation québécoise : eaux souterraines.....	4
1.1.1 Aires de protection .....	5
1.1.2 Notion de vulnérabilité: indice DRASTIC .....	5
1.2 Les virus dans l'environnement.....	7
1.3 Transport et survie des virus.....	11
1.3.1 Sources de virus .....	11
1.3.2 Transport des virus.....	11
1.3.2.1 "Groundwater under the direct influence" (GUDI).....	12
1.3.2.2 Transport des virus dans le sol et l'eau .....	12
1.3.2.3 Survie des virus .....	13
1.4 Méthodes de détection des virus .....	14
1.4.1 Culture cellulaire.....	15
1.4.2 PCR/RT-PCR.....	17
1.4.3 ICC-PCR.....	18
1.4.4 Comparaison des trois méthodes .....	18
1.5 Indicateurs de contamination fécale ou virale de l'eau souterraine .....	20
1.6 Indicateurs de l'occurrence des virus dans l'eau souterraine .....	22
1.6.1 Indicateurs traditionnels .....	22
1.6.2 Description des coliphages .....	23
1.7 Indicateurs de virus dans l'eau souterraine: coliphages.....	24
1.8 Importance de l'eau souterraine comme source d'approvisionnement en eau potable.....	25
1.9 Épidémies d'origine hydrique.....	26
1.10 Données d'occurrence des virus .....	31
1.10.1 État de la question avant 1990 .....	32
1.10.2 États-Unis: 1990 à 2004 .....	34
1.10.3 Autres études portant sur la contamination virale d'eaux souterraines .....	37
1.11 Risques associés à la santé publique.....	38
<b>2 Hypothèses et objectifs de travail.....</b>	<b>41</b>
2.1 Hypothèses.....	42
2.2 Objectifs.....	43

<b>3</b>	<b>Méthodologie</b> .....	<b>45</b>
3.1	Choix des sites d'échantillonnage .....	45
3.2	Fréquence d'analyse .....	48
3.3	Échantillons et données complémentaires .....	51
3.4	Microbiologie .....	52
3.4.1	Dénombrement des virus entériques humains.....	52
3.4.1.1	Énumération des virus entériques humains totaux par culture cellulaire .....	53
3.4.1.2	Détection des virus entériques humains par ICC/PCR.....	54
3.4.2	Dénombrement des coliphages.....	54
3.4.3	Dénombrement des coliformes totaux et E. coli .....	56
3.4.4	Dénombrement des entérocoques.....	58
3.4.5	Dénombrement des bactéries aérobies et anaérobies facultatives (BHAA).....	59
3.4.6	Dénombrement des bactéries aérobies et anaérobies facultatives sporulées (BHAA spores) .....	59
3.5	Valeur prédictive .....	60
<b>4</b>	<b>Résultats</b> .....	<b>63</b>
4.1	Analyses microbiologiques .....	63
4.1.1	Ascot Corner .....	65
4.1.2	Lennoxville (puits #5).....	66
4.1.3	Saint-Alexandre de Kamouraska (puits #2) .....	67
4.1.4	Val d'Or.....	68
4.1.5	Saint-Stanislas .....	69
4.1.6	Trois-Rivières (Secteur Pointe du Lac, réservoir Sainte-Marguerite) .....	70
4.1.7	Wickham (puits C).....	71
4.1.8	Saints-Martyrs-Canadiens .....	72
4.1.9	Martinville.....	73
4.1.10	Victoriaville (secteur Arthabaska).....	74
4.1.11	Saint-Alphonse de Caplan.....	75
4.1.12	Princeville .....	76
4.2	Comparaison des milieux MI et mTEC .....	78
4.3	Détection des coliphages.....	79
4.4	Valeur prédictive des indicateurs microbiens .....	81
<b>5</b>	<b>Discussion</b> .....	<b>83</b>
5.1	Qualité des eaux souterraines étudiées .....	83
5.1.1	Opération des systèmes étudiés .....	86
5.2	Fréquence d'isolement de virus entériques humains.....	87
5.3	Indicateur de pollution et de qualité .....	89
5.4	Comparaison de milieux MI et mTEC.....	90
5.5	Comparaison des méthodes de détection des coliphages.....	92
5.6	Fréquence d'échantillonnage .....	93
5.7	Échantillonnage à l'eau brute.....	93

<b>6 Conclusion et Recommandations .....</b>	<b>95</b>
<b>7 Références .....</b>	<b>97</b>
Appendice A: Résultats bruts.....	109
Appendice B: Fiche et protocole d'échantillonnage.....	135
Appendice C: Protocole de concentration virus et parasites.....	139



## INTRODUCTION

Contrairement à ce que l'on croyait, les nappes d'eau souterraines semblent fréquemment contaminées par des microorganismes pathogènes, principalement par les virus entériques humains. Des études récentes aux États-Unis ont suggéré qu'un grand pourcentage des eaux utilisées par des municipalités et villes puisse contenir des virus entériques humains, et ce même lorsqu'elles rencontraient les normes de qualité bactériologiques. Cette observation était amplifiée lorsque les eaux étudiées provenaient de nappes d'eau dont la qualité microbiologique indiquait une pollution fécale. Treize de ces études ont été revues pour la présentation de la première version du "*Ground Water Rule*" (USEPA 2000).

La réglementation américaine sur les eaux souterraines est en développement (USEPA 2000). Cette réglementation prévoit une obligation de désinfecter toutes les eaux souterraines et ce quelle que soit leur qualité. Plusieurs villes se sont objectées à cette réglementation avec l'argumentation que leur source d'eau était profonde et non exposée à des contaminations fécales (i.e., absence de coliformes totaux et thermotolérants). Les études mentionnées plus tôt ont rapidement suggéré que malgré cette absence d'indice de pollution, la présence de virus entériques humains pouvait être soupçonnée lorsque que d'autres indices étaient utilisés. Ces eaux étaient probablement influencées par des eaux de surface, ce qui expliquerait leur contamination. Les virus pouvant survivre pendant plusieurs mois dans des eaux souterraines, il n'est pas surprenant que l'on puisse les retrouver dans ces eaux souterraines

Au Canada, la situation concernant la qualité des eaux souterraines utilisées comme source d'eau potable est peu connue. Comme il sera possible de le constater dans la section 2, peu d'études, pour ne pas dire aucune, n'a été menée afin de connaître la qualité des eaux souterraines, particulièrement d'un point de vue virologique. Quelques études concernant des paramètres bactériologiques ont été menées (Goss *et al.*, 1998; Rudolph *et al.*, 1998; Conboy et Goss, 1999, 2000) mais rien ne permet de dire que les eaux souterraines sont exemptes de virus. Les paramètres bactériologiques proposés aux États-Unis et plus récemment au Québec comme indice de pollution fécale ou pour faire l'évaluation de la vulnérabilité des eaux souterraines sont: *Escherichia coli*, les

entérocoques et les coliphages mâles-spécifiques (F-ARN). Ainsi, le Règlement sur la Qualité de l'Eau Potable (RQEP) mentionne ces trois types de microorganismes comme indicateur de contamination fécale.

Ce sont donc ces paramètres que nous allons étudier. Des échantillons d'eau seront prélevés et analysés afin de déterminer les concentrations des différents indicateurs mentionnés précédemment. Nous tenterons de déterminer si l'un ou l'autre (ou une combinaison) des organismes proposés peut être utilisé évaluer la vulnérabilité d'une eau d'être contaminée par des virus.

# CHAPITRE 1

## 1 ÉTAT DES CONNAISSANCES

Depuis le développement des civilisations et leurs besoins d'approvisionnement local en eau, l'eau souterraine a été une importante source d'eau potable pour la population. Jusqu'au XXe siècle, les effets sur la santé de la consommation de ces eaux souterraines étaient peu connus mais malgré tout, ces eaux étaient réputées pour être plus sûres que les eaux de surface. Avec l'avancée de la bactériologie et la mise en place de méthodes et techniques permettant de déterminer le contenu bactérien de l'eau potable, les sources d'eau contenant le moins de bactéries hétérotrophes étaient privilégiées car elles représentaient les sources les plus sûres et étaient rarement associées aux épidémies de maladies d'origine hydrique. L'eau puisée des puits peu profonds est reconnue comme une source d'eau moins fiable qui nécessite souvent une forme quelconque de traitement, minimalement une désinfection au chlore.

Les sources d'eau souterraine plus profondes ont traditionnellement été considérées sûres pour la consommation humaine sans aucun traitement, spécialement lorsqu'il n'y avait aucune indication d'une forte concentration bactérienne que ce soit au niveau des bactéries totales ou des coliformes. On supposait que la filtration effectuée par le sol et l'imperméabilité de certaines formations géologiques étaient suffisantes pour assurer une eau souterraine d'excellente qualité. Plusieurs études portant sur des épidémies causées par des infections bactériennes ou virales suite à la consommation d'eau souterraine non traitée suggèrent par contre que ce n'est pas toujours le cas. Les méthodes pour la détection des virus dans l'eau se sont développées dans les années 70 et elles ont permis aux scientifiques de chercher et de détecter ces organismes pathogènes dans l'eau. Des virus ont été détectés dans des conditions où leur présence, en absence d'indicateurs bactériens, soulevait de sérieuses questions sur la valeur des indicateurs bactériens pour prédire la présence de virus. Ces observations ont résulté en un questionnement sur le transport et le devenir des pathogènes dans les eaux souterraines et ont remis en question la supposition que l'eau souterraine est toujours sûre.

Plusieurs études ont été menées sur la qualité de l'eau des puits à travers le monde. La plupart se sont intéressées aux bactéries indicatrices ou aux bactéries pathogènes et le Canada a participé à ces études. Mondialement, peu d'études ont tenté de déterminer le niveau de contamination des puits municipaux et de l'eau souterraine. Malgré le fait qu'au Canada, plus de 30% de la population utilise de l'eau souterraine pour usage domestique (Environnement Canada, 2005), la situation concernant le niveau de contamination de l'eau souterraine a seulement été étudiée pour déterminer la qualité bactériologique (Goss *et al.*, 1998.; Conboy et Goss, 1999, 2000).

Cette revue bibliographique s'attardera sur le sujet de la contamination des eaux souterraines par des virus et autres microorganismes pathogènes et mettra en évidence les lacunes dans nos connaissances sur le sujet, particulièrement au Canada. Malheureusement, Walkerton fut un événement tragique qui nous rappelle que les sources d'eau souterraines doivent être protégées ou traitées convenablement. Le défi est donc d'évaluer si les virus sont un risque sous-estimé pour la population.

### **1.1 La réglementation québécoise : eaux souterraines**

Le traitement des eaux souterraines n'est pas obligatoire au Québec. En ce qui concerne les puits actuels, si les résultats d'analyses ne montrent pas de contamination d'origine fécale, il n'y a aucune obligation d'appliquer une désinfection. Par contre, toute municipalité ou propriétaire d'un puits où il y a présence de contamination fécale doit se effectuer à une désinfection en continu de son eau souterraine pour atteindre 99,99% d'inactivation des virus.

Au Québec, le Règlement sur la Qualité de l'Eau Potable (RQEP) prévoit un nombre et un lieu de prélèvement fonction de la population et du type d'eau distribuée. Par exemple, pour une municipalité ayant une population inférieure à 1000 personnes, il est prévu deux prélèvement par mois pour l'analyse des coliformes totaux et de *E. coli* ou des coliformes thermotolérants dans le réseau de distribution. De plus, dans le cas d'une alimentation en eau souterraine, lorsque l'indice de vulnérabilité DRASTIC dans l'aire de protection bactériologique est supérieur à 100 et qu'il y a des activités susceptibles d'altérer la qualité de l'eau, les responsables du système de distribution doivent prélever, au moins une fois par mois, un échantillon d'eau brute pour l'analyse de *E. coli* et des entérocoques.

Dans le cas où l'indice de vulnérabilité de l'aire de protection virologique est supérieur à 100 (DRASTIC) et s'il y a des activités humaines dans ce périmètre (réseau égout, épandage de boues, champ infiltration eaux usées domestiques), le responsable du système de distribution doit prélever, au moins une fois par mois, un échantillon d'eau brute pour l'analyse de coliphages mâles-spécifiques (MDDEP 2005, ARTICLE 13, RQEP).

### ***1.1.1 Aires de protection***

Il est nécessaire de protéger une certaine zone de l'aire de captage afin de minimiser les risques de contamination de l'eau souterraine servant à l'alimentation d'un puits. Les aires de protection bactériologiques et virologiques correspondent aux portions de l'aire d'alimentation du lieu de captage tels que définis par l'emploi d'un temps de migration de l'eau souterraine sur 200 jours et sur 550 jours respectivement (MDDEP, 2002, Règlement captage eaux souterraines (RCES)). Ainsi, si l'on suppose que les virus et les bactéries meurent dans une eau souterraine après 550 et 200 jours respectivement, on doit alors éliminer les activités à risques sur le territoire pour des distances correspondant à ces temps de transport (Rasmussen et Rouleau, 2003).

Les propriétaires de lieux de captages doivent faire établir ces zones protégées et fournir sur demande au ministère du développement durable, de l'environnement et des parcs (MDDEP) les documents signés par un ingénieur ou un géologue détaillant le plan de localisation et les aires de protection (bactériologiques et virologiques) ainsi qu'une évaluation de la vulnérabilité de leur eau souterraine basée sur l'application de la méthode DRASTIC (MDDEP, 2002, RCES).

Le règlement sur le captage des eaux souterraines (RCES) est entré en vigueur le 15 juin 2002 et les municipalités ont jusqu'au 15 juin 2006 pour terminer l'établissement des plans de localisation de l'aire d'alimentation, des aires de protections bactériologiques et virologiques ainsi que l'inventaire des activités dans ces aires en plus de l'évaluation de la vulnérabilité de leur source en eau souterraine (MDDEP 2005, RQEP).

### ***1.1.2 Notion de vulnérabilité: indice DRASTIC***

Le RCES se réfère à l'utilisation de la méthode DRASTIC pour évaluer la vulnérabilité

d'une eau souterraine (Rasmussen et Rouleau, 2003). Cette méthode tient compte de sept paramètres qui ont chacun un poids et auxquels on accorde une cote. Les sept paramètres sont: la profondeur de la nappe d'eau, la recharge efficace, le milieu aquifère, le type de sol, la pente du terrain, l'incidence de la zone vadose et la conductivité hydraulique (Rasmussen et Rouleau, 2003).

**D** : *depth to water table* ou profondeur de la nappe d'eau poids : 5

**R** : *recharge* ou recharge efficace poids : 4

**A** : *aquifer media* ou milieu aquifère poids : 3

**S** : *soil media* ou type de sol poids : 2

**T** : *topography* ou pente du terrain poids : 1

**I** : *impact of vadose zone* ou incidence de la zone vadose poids : 5

**C** : *conductivity* ou conductivité hydraulique poids : 3

Le poids relatif de chaque paramètre est indiqué ci-haut. Des cotes de 1 à 10 sont attribuées à chacun des facteurs à partir des caractéristiques du puits, puis multipliées par le poids de chacun des paramètres pour donner 7 cotes pondérées. La somme des 7 cotes pondérées constitue la cote DRASTIC (voir Tableau 1.1 pour exemple de calcul). La cote peut donc être comprise entre 23 et 226. Pour déterminer la vulnérabilité d'une eau souterraine il faut donc calculer la cote DRASTIC pour toute l'aire de captage et les aires de protection bactériologique et virologiques afin d'évaluer de façon adéquate la vulnérabilité d'une eau souterraine. Selon le règlement sur le captage des eaux souterraines, une valeur inférieure à 100 indique que l'aquifère est peu vulnérable, seul un périmètre de protection immédiate est requis. Si l'indice est supérieur à 100, alors l'aquifère est défini comme étant vulnérable, et la mise en place de périmètres de protection immédiate et rapprochée est obligatoire.

Tableau 1.1 Calcul de la cote DRASTIC pour le site d'Ascot Corner

Valeurs relevées pour le calcul de l'indice DRASTIC d'Ascot Corner							
	Prof. (m)	Recharge annuelle (cm)	Milieu aquifère	Type sol	Pente (%)	Vadose	K (m/j)
Paramètre	23.2	0	shistes et graviers	argile	0-2	couche imperméable	6.06
Cote	3	1	6	1	10	1	2
Poids	5	4	3	2	1	5	3
Poids pondéré	15	4	18	2	10	5	6
<b>Total (DRASTIC)</b>	<b>60</b>						

## 1.2 Les virus dans l'environnement

Les virus sont des parasites intracellulaires obligatoires qui sont constitués d'ADN ou d'ARN entouré d'une capsidie protéique et parfois recouvert d'une enveloppe lipoprotéique (Schwartzbrod, 1991). Les virus qui se multiplient dans le tractus gastrointestinal de l'homme ou des animaux sont appelés virus entériques et la plupart ne sont pas enveloppés. Les virus entériques qui se multiplient dans les lignées cellulaires utilisées en laboratoire sont qualifiés de cultivables alors que ceux qui ne se multiplient pas dans les lignes cellulaires disponibles sont qualifiés de non cultivables. Les virus cultivables incluent les entérovirus, les rotavirus, les reovirus, les adénovirus et le virus de l'Hépatite A, alors qu'aucune lignée cellulaire présentement disponible n'arrive à mettre en évidence les Norovirus (Payment et Trudel, 1985; Carter, 2005).

Plus de 140 différents sérotypes de virus entériques humains ont été décrits (Bitton, 1999; Craun *et al.*, 2001). Ces virus ont des hôtes limités et peu peuvent à la fois infecter les humains et certains animaux. Alors que les symptômes les plus souvent associés aux infections virales entériques sont la gastroentérite ou la diarrhée, les virus peuvent aussi être responsables de symptômes respiratoires, infections du système nerveux central (méningite aseptique, poliomyélite) hépatites A et E, de syndromes musculaires, et ils ont aussi été impliqués dans certaines formes de diabète et le syndrome de la fatigue chronique (Fields, 1996) (Tableau 1.2 et Tableau 1.3). Les virus entériques sont excrétés en grand nombre dans les selles des individus infectés (symptomatiques ou non). Ils sont facilement disséminés dans l'environnement par les selles et ils sont transmissibles aux individus par voie fécale-orale.

Les selles des individus peuvent contenir entre  $10^8$  et  $10^{10}$  virus par gramme (Yates et Yates, 1987). La présence de ces virus dans la population est variable et reflète les épidémies en cours et les conditions endémiques (Fields, 1996). Plusieurs virus entériques sont cultivables et leur nombre dans les eaux usées est variable avec une pointe à la fin de l'été et à l'automne (Fields, 1996). Les virus entériques sont toujours retrouvés dans les eaux usées et ce, même dans les plus petites communautés, ce qui indique qu'ils sont répandus dans les communautés. Le niveau de virus cultivables dans les eaux usées peut atteindre plus de 10 000 unités infectieuses par litre (Schwartzbrod,

1991). Les traitements des eaux usées qui n'incluent pas une étape de désinfection sont relativement inefficaces pour l'enlèvement des virus avec l'exception d'un traitement aux boues activées qui peut enlever plus de 95% des virus présents (Payment *et al.*, 1986a). La désinfection au chlore, à l'ozone ou aux ultraviolets peut significativement réduire la charge virale, spécialement lorsqu'un de ces traitements est appliqué aux effluents secondaires ou tertiaires.

Dans les eaux de surface contaminées, on rencontre communément des concentrations de virus entériques cultivables variants de 1 à 60 par litre. Dans des eaux de surface moins polluées, leur nombre se rapproche plus de 1 à 10 par 100 litres (Payment *et al.*, 2000a). Des virus ont aussi été retrouvés dans des eaux potables à de faibles concentrations (1 à 20 par 1000 litres) (Payment et Armon, 1989).

Les virus ne peuvent pas se répliquer à l'extérieur de leur hôte et donc, ils ne peuvent pas se multiplier dans l'environnement. Les virus survivent plus longtemps dans les eaux souterraines que dans les eaux de surface (Bitton et Gerba, 1984). Les rayons du soleil, les hautes températures et une importante activité microbienne réduiront la survie des virus entériques (Schwartzbrod, 1991). La survie des virus dans l'environnement est prolongée aux basses températures et en présence de sédiments auxquels ils s'adsorbent facilement (Berg, 1983; Schwartzbrod, 1991). Ils peuvent par contre être désorbés lors de la percolation de l'eau à travers le sol et ainsi, atteindre les aquifères non protégés (Gerba et McNabb, 1981; Berg, 1983; Bitton et Gerba, 1984). Dans les eaux souterraines protégées, les virus survivent plus longtemps que les bactéries (Bitton et Farrah, 1986). Un des principal facteur contrôlant la survie des virus dans l'eau est la température (Yates *et al.*, 1985; Schwartzbrod, 1991). À une température de 5°C, les entérovirus peuvent survivre pendant des années dans l'environnement (AWWA, 1999). D'autres facteurs tels la présence de bactéries, la présence d'oxygène et le niveau de nutriments peuvent aussi influencer de façon indirecte la survie des virus entériques dans les eaux souterraines, en influençant la survie des microorganismes (Gordon et Toze, 2003).

L'eau souterraine peut être contaminée, entre autres, par le rejet d'eau usée ou l'épandage de boues, par les champs d'épuration des fosses septiques ou par l'infiltration d'eau de surface ou d'eau de ruissellement (Bitton et Gerba, 1984; Bitton et Farrah, 1986). Au

Canada, même quand les eaux usées municipales sont traitées, les virus entériques humains contaminent toujours les eaux de surface qui reçoivent les rejets d'égouts. Depuis les années 1970, des chercheurs de l'Ontario et du Québec ont étudié la présence des virus dans les eaux d'égouts, les eaux usées, les eaux de surface et l'eau potable (Payment et Armon, 1989; Goss *et al.*, 1998; Rudolph *et al.*, 1998; Conboy et Goss, 1999, 2000). Plusieurs traitements permettent d'atteindre un enlèvement ou une inactivation de 4-log de virus. Ces traitements impliquent le chlore, les chloramines, le bioxyde de chlore, l'ozone, la radiation aux ultraviolets, l'osmose inverse et la nanofiltration (MDDEP, 2002, Guide de conception). Cependant, les virus entériques étant très résistants, ils peuvent échapper aux traitements utilisés pour rendre l'eau potable et ont de ce fait été détectés dans de l'eau traitée qui ne contenait pas de coliforme (Payment et Armon, 1989).

La présence de virus dans l'eau potable peut donc résulter d'une absence de traitement (non-désinfection d'une eau de surface ou souterraine), d'un traitement insuffisant (chloration avec un CT suffisant) ou encore du traitement d'une eau de surface contenant de fortes concentrations de virus (Craun, 1986). Le Tableau 1.2 présente une liste des virus entériques susceptibles d'être retrouvés dans l'eau et le Tableau 1.3 présente les maladies ou syndromes associés aux infections par ces virus.

Tableau 1.2 Les virus entériques (adapté de AWWA, 1999)

<i>Entérovirus</i> Poliovirus (3 types) Coxsackievirus (30 types) Echovirus (34 types) Autres entérovirus (+5 types) (Hépatite A)
<i>Adenoviruses</i> (2 types sont entériques)
<i>Reoviruses</i>
<i>Rotaviruses</i> (+3 types)
<i>Caliciviruses</i> (Norovirus - Norwalk et virus reliés)
<i>Astroviruses</i>

Tableau 1.3 Maladies et syndromes associés aux infections causées par des virus entériques (adapté de Payment, 1993)

<i>Neurologiques:</i> Méningite aseptique, Encéphalite, Poliomyélite, Syndrome Guillain-Barré,
<i>Respiratoires:</i> Pharyngite, Bronchite, Pneumonie,
<i>Gastrointestinaux :</i> Gastroentérite, Hépatite, Diabète
<i>Cardiovasculaires:</i> Myocardite, Péricardite
<i>Oculaire:</i> Conjonctivite hémorragique

### **1.3 Transport et survie des virus**

#### **1.3.1 Sources de virus**

En termes virologiques, la source de virus entériques humains peut être des selles humaines, des systèmes de fosses septiques, des eaux usées (traitées ou non) et des eaux de surfaces contaminées. La contamination de l'eau souterraine se produira lorsque des contaminants en provenance de sources fécales trouveront leur chemin de la surface jusque dans les nappes souterraines (Bitton et Gerba, 1984.) Plusieurs facteurs peuvent contribuer au mouvement des virus entériques jusqu'aux eaux souterraines. Des puits mal construits permettront une intrusion directe des contaminants, des fosses septiques mal construites, mal situées ou mal entretenues peuvent aussi contribuer à introduire des microorganismes pathogènes, incluant des virus, dans les eaux souterraines environnantes, pouvant provoquer de sérieux problèmes pour les propriétaires des puits concernés (USEPA, 2002a).

Les effluents et les boues provenant des stations de traitement des eaux usées contiennent de fortes concentrations de virus. Leur utilisation comme fertilisant ou pour irriguer des champs de culture peut introduire des virus dans le sol (Schwartzbrod, 1991). À travers le cycle de l'eau dans le sol, les virus et les bactéries peuvent rejoindre les aquifères et contaminer l'eau potable; tel que cela a tragiquement été illustré à Walkerton (contamination bactérienne).

#### **1.3.2 Transport des virus**

Alors que le sol absorbe et enlève beaucoup de contaminants, les particules plus petites telles que les microorganismes, spécialement les virus, peuvent voyager à travers les fissures de la roche ou à travers les sols perméables et atteindre l'aquifère. De minces couches de sol et de hautes nappes phréatiques contribueront à la vulnérabilité d'une eau souterraine. La survie et le mouvement des virus dans les sols ont largement été étudiés et plusieurs modèles ont été proposés pour décrire leur comportement.

### 1.3.2.1 "Groundwater under the direct influence" (GUDI)

L'eau souterraine prise d'un aquifère qui contient un mélange d'eau de surface et d'eau souterraine est décrite comme une eau souterraine sous la directe influence d'une eau de surface (groundwater under the influence of surface water). Cela implique que l'eau de surface peut se retrouver dans une nappe d'eau souterraine et par le même fait, les pathogènes peuvent aussi s'y retrouver. Ces eaux sont reconnues pour être des sources de pathogènes. Il y a plusieurs méthodes qui permettent de déterminer si une eau souterraine est influencée par des intrusions d'eaux de surface mais la plus répandue fait appel à un examen microscopique de l'eau en question. Cette analyse consiste en une caractérisation des particules retrouvées dans l'eau (microscopic particulate analysis-MPA). Ce type d'analyse est fait sur un important volume d'eau qui est filtré. On analyse et identifie les structures vues au microscope par la suite. La présence d'algues, de débris d'insectes ou de plantes etc., sont des indices qu'une eau souterraine est probablement sous l'influence d'une eau de surface (USEPA, 1992). Dans un tel cas, il est fortement probable que s'il y a des activités humaines (fosses septiques, usine traitement des eaux usées, réseau d'égout, etc.) dans les environs de l'eau de surface, des virus entériques humains se retrouveront dans l'eau souterraine (USEPA, 1992).

### 1.3.2.2 *Transport des virus dans le sol et l'eau*

Plusieurs paramètres influencent l'attachement des virus dans les sols et agissent ainsi sur leur transport. Le pH, la présence de cations multivalents, le type de sol, les conditions de saturation, la présence de matière organique dissoute ainsi que les caractéristiques des virus (type, hydrophobicité, point isoélectrique) sont autant de paramètres qui modifient l'attachement des virus aux particules dans les sols (Schjiven *et al.*, 2000a, 2000b). Par exemple, à un pH acide, l'attachement des virus est favorisé tandis qu'en présence de matière organique dissoute, il y a compétition entre les virus et cette matière pour les sites d'attachement, ce qui défavorise l'attachement des virus (Schjiven *et al.*, 2000b)

Selon Yates *et al.* (2000), il existe deux types d'indicateurs: les indicateurs de transport et de devenir des virus dans le sol et l'eau souterraine et les indicateurs de pollution qui suggèrent une pollution virale de l'eau souterraine. Ces indicateurs prennent généralement la forme d'un traceur chimique (bromide), physique (microsphères) ou biologique

(bactériophages MS2,  $\phi$ X174, PRD1, poliovirus). Les études de transport et d'enlèvement des virus dans le sol sont généralement menées en laboratoire (colonnes ou béchers) ou sur le terrain.

Yates *et al.* (2000) présentent deux modèles pour le transport des virus dans le sol: CANVAS et HYDRUS2D. CANVAS est un modèle développé spécifiquement pour prédire le transport des virus dans le sol. Ce modèle contient une banque de données qui permet à l'utilisateur d'avoir à connaître seulement quelques paramètres spécifiques au site étudié. Le modèle utilise donc plusieurs valeurs par défaut pour déterminer le transport des virus dans le sol. Ces éléments rendent son utilisation facile, mais il ne prédit pas efficacement le mouvement des virus. Le second modèle, HYDRUS-2D est un modèle bi dimensionnel plus complexe qui nécessite l'obtention de plusieurs données sur le site étudié (configuration hydraulique, sol, etc). De plus, son utilisation nécessite un expert ce qui le rend moins applicable à large échelle. Ce modèle s'est par contre avéré plus performant que le premier avec les données testées.

Afin de tenir compte des différentes caractéristiques de virus, Schijven *et al.* (2000b) proposent l'utilisation d'un cocktail composé de trois bactériophages soit MS2,  $\phi$ X174 et PRD1 pour l'étude des mouvements des virus dans le sol. Ensembles, ces trois virus couvrent plusieurs caractéristiques des virus.

### 1.3.2.3 *Survie des virus*

Différentes expériences ont été menées dans le but de déterminer les principaux facteurs influençant l'inactivation des virus dans l'eau souterraine. Selon Yates *et al.* (1985), le principal paramètre qui est corrélé à l'inactivation des virus en eau souterraine est la température, ce que confirme Schijven *et al.* (2000b). D'autres auteurs mentionnent toutefois l'activité microbienne ou la concentration en oxygène dissous comme facteur influençant principalement l'inactivation des virus en eau souterraine (Janseon *et al.*, 1989; Gordon et Toze, 2003). Une étude récente mentionne toutefois que lors de telles expérimentations, il faut rester prudent et prendre en considération les phénomènes d'agrégation et d'adsorption qui peuvent mener à une sous-estimation des concentrations virales dans certaines études. (Gassilloud et Gantzer, 2005)

#### 1.4 Méthodes de détection des virus

On s'attend à ce que les concentrations de virus entériques humains dans les eaux souterraines contaminées soient faibles. Les méthodes développées pour la détection des virus mettent en oeuvre des filtres qui adsorbent les virus entériques afin de les concentrer à partir d'échantillons d'eau pouvant atteindre plus de 1000 litres (USEPA 1984, 1995; Hurst *et al.*, 2001). Ces méthodes de détection des virus dans l'eau sont seulement utilisées dans des laboratoires spécialisés qui ont développé l'expertise nécessaire et qui peuvent maintenir le niveau de biosécurité nécessaire pour manipuler des virus pathogènes. Il y a généralement trois étapes nécessaires pour arriver à détecter des virus à partir d'eau souterraine: 1- la prise d'un échantillon représentatif, 2- la concentration des virus de l'échantillon et 3- l'identification et l'estimation des concentrations des virus de l'échantillon concentré. Dans le cas d'une eau souterraine, le volume de l'échantillon doit être important puisque les concentrations attendues de virus entériques sont faibles. On parle alors de centaines voire de milliers de litres.

En ce qui concerne la concentration des virus, il faut d'abord être conscient que les méthodes disponibles ont leurs limites. Par exemple, l'efficacité de concentration des virus peut varier grandement suivant la qualité de l'eau (Clesceri *et al.*, 1998). La plupart des méthodes de concentration se sont avérées efficaces en laboratoire avec des eaux contaminées artificiellement et avec des quantités prédéterminées de virus connus. Il est très difficile d'évaluer l'efficacité des méthodes de concentration sur le terrain (Clesceri *et al.*, 1998) puisqu'il est impossible d'injecter des concentrations connues de virus entériques humains dans des eaux souterraines.

De façon générale, la concentration des virus à partir d'importants volumes d'eau s'effectue à l'aide de cartouches filtrantes. Ces cartouches ont des pores variant de 0,2 à 8  $\mu\text{m}$ , ce qui est largement supérieur au diamètre des virus. La récupération des virus se fait donc par adsorption sur les cartouches grâce aux interactions électrostatiques et hydrophobes (Committee on indicators for waterborne pathogens, 2004). Les cartouches sont donc chargées positivement ou négativement. Dans une eau de pH inférieur à 8, les virus ont une charge globale négative, ce qui leur permettra d'être adsorbés sur une cartouche chargée positivement. Lors de l'utilisation de cartouches chargés négativement,

un ajustement du pH de l'eau est nécessaire (pour l'amener à 3,5) avant la filtration, en plus de l'ajout de sels cationiques multivalents (Sobsey et Jones, 1979; Committee on indicators for waterborne pathogens, 2004). Peu importe le type de cartouche filtrante utilisée, il est nécessaire, dans le cas d'une eau souterraine, de filtrer un volume minimal de 400 litres. Les cartouches sont ensuite retournées au laboratoire où les virus adsorbés sont élués avec de la glycine ou de l'extrait de bœuf à pH variant entre 9,0 et 11,5 selon la méthode. Une reconcentration de l'éluat est effectuée selon différentes méthodes: floculation organique, adsorption-précipitation, polyéthylène glycol ou autre. De cette façon, l'échantillon de plus de 1000 litres est concentré jusqu'à un volume inférieur à 50 ml qui pourra être analysé (Clesceri *et al.*, 1998).

Les méthodes actuelles de détection font appel principalement à la culture sur cellules pour détecter les virus infectieux qui peuvent croître sur des lignées cellulaires sélectionnées. D'autres méthodes de détection basées sur des méthodes moléculaires peuvent être utilisées pour détecter les virus entériques non cultivables ou qui nécessitent des techniques de culture plus particulières (virus de l'hépatite A, Rotavirus, virus de Norwalk) (Metcalf *et al.*, 1995; Reynolds, 2004). Selon le type de matériel génétique des virus en question, on utilise le PCR (polymerase chain reaction) ou le RT-PCR (reverse-transcriptase PCR). Par contre, les méthodes de PCR ou RT-PCR ne sont pas quantitatives et ne permettent pas de statuer sur l'infectivité du virus détecté. Une méthode plus récente combinant la culture cellulaire et le PCR est maintenant utilisée (Integrated cell-culture-polymerase chain-reaction ICC-PCR).

#### **1.4.1 Culture cellulaire**

La technique de culture cellulaire consiste à mettre l'échantillon (concentré) en présence de cellules susceptibles aux virus. Des lignées cellulaires issues de rein de singe Rhésus ou verts telles que les cellules BSC-1, MA-104, Vero et BGM sont fréquemment utilisées. D'autres lignées cellulaires issues de tissus humains (HeLa, RD) sont aussi parfois utilisées (Agbalika *et al.* 1984; USEPA, 1984; Hurst *et al.*, 2001; Borchart *et al.*, 2003; OCDE, 2003). De plus, l'utilisation de plusieurs lignées cellulaire est recommandée pour la détection de virus entériques humains (USEPA, 2003).

En général, l'échantillon est mis en présence d'un feuillet cellulaire pendant environ 60 minutes à 37°C afin de permettre aux virus d'infecter les cellules. L'échantillon est ensuite rejeté, du milieu de maintien est ajouté et les flacons sont incubés à 37°C pour une période de 14 jours. Une observation quotidienne des flacons est faite afin de noter toute apparition d'effets cytopathiques. Suite à ces 14 jours, les flacons sont congelés afin de lyser les cellules. Un deuxième passage sur culture cellulaire est effectué afin de confirmer la présence de virus. On note la présence de virus infectieux par l'apparition d'effets cytopathiques (changement de la morphologie cellulaire) dans le flacon. On utilise par la suite un logiciel permettant de calculer le nombre le plus probable d'unité infectieuse par litre (Clesceri *et al.*, 1998).

Une amélioration de la méthode de culture cellulaire est l'introduction d'une étape de détection par immunofluorescence ou immunodétection. En effet, il est possible d'utiliser des anticorps spécifiques aux virus entériques humains afin de déterminer la présence ou l'absence de virus sur un tapis cellulaire. Cette technique permet de détecter des virus entériques qui ne produisent pas d'effets cytopathiques tel le virus de l'Hépatite A (Reynolds, 2004). Par exemple, la méthode d'immunoperoxydase décrite par Payment et Trudel (1985) a permis, pour des échantillons d'eau provenant de rivières, de déterminer avec une plus grande précision les nombres les plus probables de virus entériques humains. Le titre viral augmentait de 2 log avec la méthode de détection à l'immunoperoxydase (Payment et Trudel 1985). Une autre étude de ces mêmes auteurs sur des échantillons d'eau usée met en évidence l'augmentation du titre viral de deux à cinq fois suite à l'introduction d'une détection par immunoperoxydase par rapport à l'observation seule d'effets cytopathiques (Payment et Trudel, 1987). Cette amélioration de la technique de détection de virus à l'aide de culture cellulaire permet d'éliminer un des désavantages de la méthode soit la détection de virus ne produisant pas d'effets cytopathiques. Par contre, elle requiert le même temps d'analyse que la culture cellulaire traditionnelle, c'est-à-dire environ 21 jours. D'autres auteurs proposent aussi différentes méthodes pour détecter les virus ne produisant pas d'effets cytopathiques par culture cellulaire. Dans le but de diminuer la limite de détection, le couplage de RT-PCR à une détection par ELISA a aussi été décrite (Lauwers *et al.*, 2002). Pour augmenter la sensibilité des essais de culture cellulaire, Liu *et al.* (1984) ont utilisé une technique de

radioimmunofocus pour quantifier les rotavirus ne produisant pas d'effet cytopathique. Cette technique a été développée par Lemon *et al.* en 1983 pour la détection et la quantification du virus de l'hépatite A dans des cultures cellulaires. Brièvement, cette technique fait appel à une mise en évidence des foyers d'infections à l'aide d'anticorps anti-hépatite A marqués de façon radioactive. Une technique similaire utilisant la fluorescence a aussi été décrite par Richards *et al.* (2001) pour la quantification du virus de l'hépatite A et de rotavirus en culture cellulaire. Cette méthode utilise la fluorescence pour mettre en évidence les foyers d'infection. Le désavantage de certaines de ces méthodes est qu'elles utilisent des anticorps spécifiques aux virus recherchés (Lemon *et al.* 1983; Lui *et al.* 1984; Richards *et al.*, 2001) limitant ainsi le spectre de détection, contrairement à la technique par immunoperoxydase qui utilise un pool d'anticorps humains qui contient des anticorps contre plusieurs virus (Payment et Trudel, 1985).

#### **1.4.2 PCR/RT-PCR**

La technique de PCR ou de RT-PCR fait appel à l'amplification du matériel génétique des virus potentiellement présents dans un échantillon à l'aide d'amorces représentant des séquences spécifiques aux virus recherchés. Les virus détectés dépendront des amorces utilisées. Puisque plusieurs virus entériques ont un génome constitué d'ARN, il est nécessaire de procéder à un RT-PCR. La sensibilité de cette technique nécessite la présence d'une forte concentration de virus, ce qui souvent n'est pas le cas dans l'eau souterraine. La détection directe des virus sur un échantillon d'eau souterraine est donc exclue et il faut alors concentrer des volumes importants d'eau. Une des difficultés d'utilisation de cette technique sur les concentrés d'eau réside dans l'élimination des produits inhibiteurs accumulés lors de la concentration des virus. De plus, les volumes analysés représentent seulement de faibles proportions du volume total filtré. Abbaszadegan *et al.* (1993) suggèrent que la sensibilité d'un essai par PCR est plus grande que celle d'un essai par culture cellulaire d'un facteur 10 (1 log). Ceci implique la possibilité d'analyser un volume 10 fois plus petit par PCR pour obtenir la même sensibilité que lors de l'analyse par culture cellulaire. De plus, cette technique nous permet de détecter des virus qui ne sont pas cultivables (Metcalf *et al.*, 1995; Murrin et Slade, 1997; Abbaszadegan *et al.* 1998; USEPA, 2003). Par contre, la signification du

résultat reste ambiguë puisqu'il est impossible de se prononcer sur la nature infectieuse du matériel génétique détecté (Murrin et Slade, 1997). Malgré tout, cette méthode est plus rapide que la culture cellulaire et puisque la seule présence du génome d'un virus entérique humain dans une eau souterraine est indicatrice de vulnérabilité, cette technique demeure d'actualité (Abbaszadegan *et al.* 1998).

#### **1.4.3 ICC-PCR**

Cette technique combine les avantages des méthodes de culture cellulaire et de PCR, c'est-à-dire la combinaison de l'amplification des séquences virales en culture cellulaire avant la détection par PCR, accomplissant ainsi la double tâche d'augmenter le nombre de copies d'acide nucléique visé tout en incorporant le critère d'infectivité des virus (Bosch, 1998). De plus, cette technique a aussi l'avantage de réduire les effets d'inhibition lors de la réaction PCR et d'augmenter le volume d'échantillon analysé (Bosch 1998; Reynolds *et al.*, 2001a).

De façon générale, on place un échantillon sur un tapis cellulaire pendant quelques heures afin de permettre aux virus présents d'attaquer les cellules. On ajoute ensuite du milieu de culture et l'on incube à 37°C. Cette incubation varie de quelques heures à quelques jours selon la méthode utilisée. Les cellules sont ensuite congelées et décongelées afin de libérer les virus. L'ARN ou l'ADN est purifié afin de procéder à l'analyse par PCR (ou RT-PCR). De cette façon, les virus infectieux ne produisant pas d'effets cytopathiques sont détectés. De plus, les virus détectés sont considérés infectieux puisqu'ils ont été cultivés sur cellule avant leur détection par PCR (ou RT-PCR). En plus des avantages mentionnés précédemment, cette technique possède un autre atout majeur pour le domaine de la santé publique. Le délai d'analyse est réduit et peut être de deux à cinq fois plus rapide qu'une détection par les méthodes classiques de culture cellulaire (Reynolds *et al.*, 2001a).

#### **1.4.4 Comparaison des trois méthodes**

Les trois méthodes décrites précédemment ont évidemment toutes leurs limites et elles ne mesurent pas exactement les mêmes éléments. La culture cellulaire détectera les virus qui sont cultivables et qui produiront des effets cytopathiques dans la lignée cellulaire

utilisée, le PCR détectera la présence de génome d'origine viral alors que le ICC-PCR détectera le génome de virus infectieux. Le Tableau 1.4 représente les avantages et inconvénients des trois méthodes.

Tableau 1.4 Comparaison des trois méthodes de détection des virus (adapté de Reynolds *et al.*, 2001a)

<b>Avantages</b>	<b>PCR direct</b>	<b>Culture cellulaire</b>	<b>ICC-PCR</b>
Sensible	Oui	Oui	Oui
Spécifique	Oui	Non	Oui
Rapide	Oui	Non	Oui
Permet d'examiner d'importants volumes d'eau	Non	Oui	Oui
Minimise l'inhibition/toxicité	Non	Non	Oui
Détecte les virus qui ne produisent pas d'effet cytopathique	Oui	Non	Oui
Détecte les virus infectieux seulement	Non	Oui	Oui

Il devient donc utile de choisir la méthode qui correspond à nos besoins spécifiques. Plusieurs auteurs ont tenté de déterminer laquelle de ces trois méthodes est la plus efficace et la plus sensible pour détecter des virus entériques.

Les résultats sont parfois contradictoires, mais de façon générale, les auteurs s'entendent pour dire qu'ultimement, les résultats de la méthode d'ICC-PCR sont équivalents aux résultats générés par la traditionnelle méthode de culture sur cellules (Reynolds *et al.*, 1996; Murrin et Slade, 1997; Blackmer *et al.*, 2000; Reynolds *et al.*, 2001a, 2001b; Greening *et al.*, 2002; USEPA, 2003; Jiang *et al.*, 2004). Ce qui donne un avantage à la méthode d'ICC-PCR est le temps d'analyse qui est souvent moindre que celui nécessaire pour la mise en évidence des virus par culture cellulaire seule. Par contre, il faut être conscient que cette technique ne permettra de détecter que les virus pour lesquels les bonnes amorces ont été utilisées puisqu'une étape d'amplification par PCR est utilisée.

Les auteurs s'entendent aussi pour affirmer que la détection directe des virus par PCR ou RT-PCR (dans l'échantillon concentré) ne semble pas bien corrélée à la détection des

virus dans les mêmes échantillons par culture cellulaire (Reynolds *et al.*, 2001a, 2001b; Lee *et al.*, 2004) Par contre, d'autres auteurs affirment le contraire (Greening *et al.*, 2002). Abbazsadehan *et al.* (1999) mentionnent que due à sa plus grande sensibilité, la méthode de détection par PCR devrait donner un plus grand nombre de résultats positifs que la culture cellulaire. Des questions se posent alors sur les différentes méthodes et protocoles utilisés par ces chercheurs. De façon générale, il n'existe présentement aucune méthode standardisée pour la détection des virus par des méthodes utilisant le PCR de même que pour la méthode d'ICC-PCR, malgré les efforts fournis en ce sens par la USEPA (USEPA, 2003). Par exemple, les méthodes sont optimisées localement et souvent, les chercheurs sont incapables de reproduire le travail de leurs collègues (USEPA, 2003). Les résultats varieront selon les conditions d'élution des cartouches (pH et durée), les lignées cellulaires, le nombre de lignées cellulaires utilisées, la période d'incubation, le volume et le type d'eau analysé, les amorces choisies, ainsi que le type de virus présent dans l'échantillon. Il est donc difficile à l'heure actuelle de comparer les études utilisant la culture cellulaire et l'ICC-PCR, car les auteurs utilisent pratiquement tous des protocoles différents. Lorsque ces considérations techniques seront réglées, il sera alors possible d'évaluer de façon plus juste la pertinence et l'utilité de cette méthode qui semble tout de même prometteuse.

### **1.5 Indicateurs de contamination fécale ou virale de l'eau souterraine**

Puisque les virus entériques humains représentent un risque pour la santé humaine et que leur détection de routine ne s'applique pas. Les chercheurs se sont donc mis à la recherche d'un microorganisme ou d'une substance qui agirait à titre indicateur de la présence de virus entériques humains dans les eaux souterraines. Un bon indicateur de la présence de virus entériques humains devrait avoir les caractéristiques suivantes (Snowdon et Cliver, 1989)

- Devrait être incapable de se multiplier dans l'environnement
- Devrait être spécifiquement lié aux matières fécales humaines
- Devrait être non pathogène pour l'humain

- Devrait avoir des propriétés physiques similaires à celles des virus entériques humains
- Devrait avoir des caractéristiques de transport et de sorption similaires à celles des virus entériques humains dans l'eau et le sol
- Devrait être au moins aussi résistant à l'inactivation que les virus entériques humains.

Les coliformes thermotolérants, *E. coli*, *Clostridium perfringens* et les entérocoques sont tous associés aux matières fécales et sont reconnus comme des indices de pollution fécale (WHO 1993, 1996, 1997). Au Canada, dans les eaux de surfaces recevant des eaux d'égout ou des eaux usées, il y a généralement une corrélation entre ces indicateurs et les protozoaires pathogènes et les virus (Payment *et al.*, 2000a). Ceci est attendu dans cet environnement particulier, mais ne l'est pas dans un environnement où la principale source de pollution est animale ou encore où les activités humaines sont limitées. Les puits peuvent être localisés dans une variété de sites ruraux et urbains. Correctement conçus, les captages devraient être situés loin des systèmes de traitement des eaux usées, des rejets d'égout, des fosses septiques, des pâturages et des endroits où l'épandage de boues est pratiqué. Le fait de trouver n'importe lequel des indicateurs bactériens de pollution fécale dans une eau souterraine indique le transport de ces bactéries à partir de la surface. Dans des cas semblables, la désinfection est impérative. Un seul échantillon négatif n'est pas suffisant pour démontrer avec certitude l'absence de contamination fécale et des échantillonnages répétés sont nécessaires.

La situation est plus complexe lorsque les échantillons indiquent l'absence d'indicateurs bactériens de pollution fécale. Dans le cas où les virus ne seraient pas recherchés, il est reconnu qu'un échantillonnage plus fréquent de l'eau souterraine non désinfectée devrait être implémenté pour maximiser la probabilité de détecter des traces de pollution fécale, spécialement dans les zones où les puits peuvent être affectés par les eaux usées.

Les coliphages somatiques et mâles-spécifiques sont étroitement liés à la contamination fécale et pourraient remplacer les indicateurs bactériens de contamination fécale et pourraient aussi servir de modèle pour le transport des virus entériques humains dans l'eau souterraine. Dans les zones où il y a de la pollution animale, la présence de

coliphages indiquerait une pollution fécale de l'aquifère. Dans les zones où des activités humaines prennent place, leur présence suggérerait une probabilité que l'eau souterraine soit influencée par de l'eau de surface et que des virus entériques humains pourraient être présents. (Havelaar *et al.*, 1986; IAWPRC, 1991; Havelaar 1993; USEPA 2001a, 2001b).

À partir des données disponibles, aucun indicateur fécal pris individuellement est suffisant pour statuer sur la qualité de l'eau souterraine. Les indicateurs bactériens de pollution fécale nous donnent une première évaluation de la qualité de l'eau. Par la suite, l'absence de coliphages, spécialement les mâles-spécifiques nous donne une meilleure indication que l'eau souterraine en question n'est pas affectée par de la pollution fécale. Des analyses répétées sont toutefois nécessaires afin de pouvoir détecter une contamination intermittente.

## **1.6 Indicateurs de l'occurrence des virus dans l'eau souterraine**

### ***1.6.1 Indicateurs traditionnels***

Les indicateurs traditionnels de pollution fécale sont *E. coli* ou les coliformes thermotolérants. Ce sont des bactéries associées au tractus gastrointestinal des animaux à sang chaud. La présence ou l'absence de ces microorganismes dans une eau souterraine nous indique si cette eau est contaminée ou non par une pollution fécale bactérienne d'origine animale (animaux ou humains). Il est par contre impossible de statuer sur la présence de virus entériques humains dans l'eau. En effet, dû à leur nature (taille, charge etc.) les virus ne se comportent pas comme les bactéries lors de leur transport dans le sol, de même, leur survie est aussi différente. Comme pour tout type d'eau, il est impossible d'analyser systématiquement tous les échantillons pour tous les microorganismes pathogènes. Les coûts, la faisabilité, et la spécialisation du personnel et les délais ne le permettant pas.

En réponse aux limites des coliformes thermotolérants comme indicateurs de la présence de virus entériques humains dans l'eau, les bactériophages entériques, des virus infectant les bactéries entériques, ont été proposés comme un indicateur plus sûr de pollution virale. Attendu que la détection de virus est une tâche difficile que peu de laboratoire soient capables de faire, les virologistes ont tenté de trouver un substitut spécifique qui

simplifierait leurs études des virus dans l'eau. Certains virus de bactéries, aussi nommés bactériophages, ont une morphologie similaire à celle des virus entériques. Des groupes particuliers qui infectent les entérobactéries et plus spécifiquement les coliformes ont rapidement été sélectionnés comme des candidats prometteurs : ce sont les coliphages somatiques et mâles-spécifiques (coliphages F-ARN).

### **1.6.2 Description des coliphages**

Les coliphages F-ARN sont un groupe homogène de petits virus cubiques d'un diamètre d'environ 24 nm avec un génome ARN positif simple brin et une simple capsid protéinique. Ces phages s'adsorbent sur les pilis sexuels codés par le plasmide-F. Ces pilis sont produits par la bactérie seulement lorsqu'elle croit à une température supérieure à 30°C. On présume que les bactéries avec des pilis originent des intestins des animaux à sang chaud et donc, leur présence dans l'environnement est liée à une pollution fécale (Sobsey *et al.*, 1995). Ils sont similaires en structure et en grosseur aux virus entériques humains. Les études menées par Havelaar *et al.* (1993) et son groupe de recherche aux Pays-Bas ont montré la valeur des coliphages mâles-spécifiques comme un substitut au virus pour leur survie dans l'eau.

Les coliphages somatiques infectent la bactérie par sa paroi. Les représentants de ce groupe varient grandement en taille et en structure et ressemblent moins aux virus entériques que les coliphages mâles-spécifiques (USEPA 2001a, 2001b, Groupe scientifique sur l'eau, 2002). Ils peuvent aussi se répliquer dans l'environnement et leur hôte n'est pas nécessairement d'origine fécale (Havelaar, 1993; Leclerc *et al.*, 2000; Groupe scientifique sur l'eau, 2002). L'avantage d'utiliser ce type de coliphage est son abondance. En effet, ils sont présents en plus grande quantité que les coliphages mâles-spécifiques.

Un autre type de bactériophage fréquemment mentionné dans la littérature scientifique est le type qui attaque *Bacteroides fragilis*. Ces bactériophages se retrouvent seulement dans les fèces humaines et ne se multiplient pas dans l'environnement. Par contre, leur bactérie hôte pour la détection en laboratoire, *B. fragilis* HSP40, n'est pas l'idéale pour toutes les régions du monde. Aux Etats-Unis, les comptes obtenus avec cette souche étaient généralement faibles. (Havelaar, 1993).

## 1.7 Indicateurs de virus dans l'eau souterraine: coliphages

Tel que mentionné précédemment, considérant les difficultés associées à la détection de virus entériques humains dans les eaux souterraines, plusieurs chercheurs ont tenté de proposer des alternatives. Les coliphages retiennent l'attention depuis déjà plusieurs années. Leur détection étant simple, rapide et moins coûteuse que la détection des virus entériques humains (Leclerc *et al.*, 2000; Grabow, 2001). De plus, ils présentent plusieurs autres avantages comme indicateur de virus entériques; ils sont non-pathogènes pour l'humain, sont spécifiques au tractus gastrointestinal et ont des propriétés similaires aux virus entériques humains (Snowdon et Cliver, 1989).

Par contre, plusieurs désavantages sont aussi associés à l'utilisation des coliphages pour prédire la présence de virus entériques humains dans les eaux. Mentionnons tout d'abord les multiples méthodes de détection. Jusqu'à tout récemment, aucune méthode standardisée de détection des coliphages n'existait. Le paramètre variant le plus était la souche bactérienne hôte utilisée pour la mise en évidence des coliphages (Leclerc *et al.*, 2000; Grabow, 2001). Cette absence de consensus ne permettait pas la comparaison des résultats des différentes études. Toutefois, depuis 2001, la USEPA a publié deux méthodes standardisées pour la détection des coliphages somatiques et mâles-spécifiques dans l'eau souterraine (USEPA 2001a, 2001b). Ces méthodes spécifient, entre autres, les souches bactériennes hôtes à utiliser ainsi que les volumes appropriés pour l'analyse. L'arrivée de ces méthodes standardisées permettra, dans les publications futures, de comparer les résultats d'une étude à une autre si les auteurs les utilisent, bien entendu.

Dans les eaux de surface, les coliphages ne semblent pas être indicateurs de la présence de virus entériques humains (Keswick *et al.*, 1984; Hot *et al.*, 2003). Par contre, Ballester *et al.* (2005) ont trouvé une corrélation entre les virus entériques humains et les coliphages mâles-spécifiques et somatiques dans une eau de surface recevant des eaux usées. Les coliphages mâles-spécifiques semblent par contre être efficaces comme indicateur de pollution virale dans les huîtres destinées à la vente et à la consommation humaine (Doré *et al.*, 2000).

Dans le cas des eaux souterraines, leur faible concentration limite leur pouvoir de prédiction de présence des virus entériques humains (Leclerc *et al.*, 2000). Leur faible

concentration peut s'expliquer, entre autres, par le fait qu'ils nécessitent une concentration minimale de  $10^4$ /ml de cellules hôtes dans le milieu pour se répliquer (Wiggins et Alexander, 1985). De plus, des virus entériques humains ont été trouvés dans l'eau en absence de coliphages (Havelaar *et al.*, 1993; Liebermann *et al.*, 2002; Vivier *et al.*, 2004; Karim *et al.*, 2004). D'ailleurs, Abbaszadegan *et al.* (1999) ont fait une étude sur les eaux souterraines et n'ont trouvé aucune corrélation entre les coliphages mâles-spécifiques et les virus entériques humains. Puisque l'occurrence des virus entériques humains et des coliphages dans l'eau souterraine dépend de plusieurs facteurs et que l'on ne connaît pas l'écologie des coliphages dans l'environnement, il devient risqué de se fier uniquement sur la présence ou l'absence des coliphages pour déterminer si une eau souterraine contient ou non des virus entériques humains. D'ailleurs, Karim *et al.* (2004) mentionnent que l'utilisation de la seule mesure des coliphages conduit à une sous-estimation de la vulnérabilité d'un puits à une pollution virale.

### **1.8 Importance de l'eau souterraine comme source d'approvisionnement en eau potable**

Au Canada, c'est plus de 9 millions de Canadiens (30% de la population) qui utilisent l'eau souterraine et au Québec, plus de 55% des réseaux municipaux sont alimentés en totalité ou en partie par une eau souterraine (Environnement Canada, 2005; MDDEP, 2004). Aux Etats-Unis, 80% des réseaux utilisent de l'eau souterraine (USEPA, 2005). Au Québec, le MDDEP encourage d'ailleurs les municipalités à utiliser l'eau souterraine comme source d'eau potable chaque fois que cela est possible en raison de " la meilleure qualité bactériologique que les eaux de surface. " (MDDEP, 2002, Guide de conception).

Plusieurs éclosions de maladies d'origine hydrique impliquent l'eau souterraine et quelques-unes sont décrites dans la prochaine section. De plus, plusieurs études ont été menées pour déterminer les concentrations de virus entériques dans les eaux souterraines. Il faut toutefois rester prudent dans l'interprétation des résultats obtenus et conclusions avancées lors de ces études car dans plusieurs cas, les sites choisis pour l'échantillonnage étaient des sites connus pour être contaminés ou vulnérables à la contamination. De plus, les méthodes de détection varient grandement (culture, cellulaire, ICC-PCR, PCR direct,

etc.) et la comparaison directe de tous les résultats reste impossible. Les résultats de plusieurs de ces études seront présentés à la section 1.10.

### 1.9 Épidémies d'origine hydrique

L'épidémie qui a eu lieu à Walkerton en mai 2000 restera gravée dans l'histoire du Canada comme une des épidémies majeures ayant pour origine l'eau souterraine (Hrudey *et al.*, 2002). Malgré tout, au Canada, les épidémies d'origine hydrique sont sporadiques et ne sont pas rapportées à une unité centrale telle que le (Center for Disease Control) CDC aux États-Unis. Il est toutefois possible de trouver plusieurs rapports concernant des maladies d'origine hydrique associées aux eaux souterraines. Au Québec, une unité de surveillance a été mise sur pied en 1989 et elle rapporte les maladies d'origine hydrique. Au Québec, de 1989 à 1993, 65 épidémies d'origine hydrique ont été rapportées : 57% étaient des gastroentérites, 14% des diarrhées et 10% des dermatites. Parmi ces épidémies, 6 étaient dues au virus de Norwalk, 2 au virus de l'hépatite A et 4 à *Giardia* sp. Des coliformes ou des organismes pathogènes ont été observés dans l'eau dans seulement 55% des cas. Les eaux de surface étaient les plus impliquées avec 54,5% des épidémies associées à ces eaux alors que les eaux souterraines suivaient de près avec 42% (puits artésiens). Lainesse (1991) mentionne que les cas rapportés au Québec pour les années 1989-1990 ne représentent qu'environ 0,03 à 1,2% des cas réels. En 1994-1995, 26 épidémies ont été rapportées et 5 étaient dues à une contamination de l'eau souterraine. En 1996-1997, 5 des 28 épidémies étaient reliées à l'eau souterraine. En 1998-1999, 11 des 33 épidémies avaient pour cause l'eau souterraine (Bolduc, 1998; Bolduc et Chagnon, 1995, 2000).

Une épidémie causée par le virus de l'hépatite A est probablement la plus importante et la plus étudiée au Québec. Cette épidémie d'hépatite A dans une communauté rurale de l'Île d'Orléans a été reliée à la consommation d'eau de puits contaminés. Des spécimens de patients (selles), du puits impliqué et du puisard suspecté d'être la source de contamination ont tous montré la présence de virus de l'hépatite A. Tous les isolats étaient identiques, confirmant la route de contamination. D'autres puits situés à plus de 60 m du puisard contenaient aussi de l'ARN du virus de l'hépatite A et plus important encore, de l'ARN du virus de l'hépatite A a été détecté dans le puits source de la

contamination jusqu'à 6 mois après la contamination initiale alors que les bactéries coliformes fécales n'étaient plus présentes. (De Serres *et al.*, 1999)

À Orangeville (Ontario), 241 cas ont été causés par *Campylobacter jejuni* et ils ont été liés à un système municipal de 6 puits profonds sans chloration (Millson *et al.*, 1991). À Penticton (BC), 3000 cas de giardiose ont été rapportés dans un système utilisant de l'eau de surface et de l'eau souterraine chlorée mais non filtrée (Moorehead *et al.*, 1990). Bien sûr, ces épidémies n'étaient pas causées par des virus, mais elles prouvent tout de même qu'il y a risque de contamination des puits d'eau souterraine.

Un sondage a été mené en Ontario pour déterminer le lien entre la consommation d'eau de puits et les maladies gastrointestinales. Pour ce faire, 181 familles alimentées par un puits comme source d'eau potable ont participé à cette étude d'une durée d'un an. L'eau était testée pour détecter la présence de *E. coli* et l'état de santé des membres des familles était suivi. La présence de *E. coli* dans le puits était significativement associée aux épisodes de maladies gastrointestinales, mais cette association était modifiée par la distance entre les fosses septiques et le puits. Les auteurs ont conclu que la consommation d'une eau de puits contaminée était associée aux maladies gastrointestinales et que *E. coli* peut être un marqueur intéressant pour détecter les puits pouvant poser un problème pour la santé dans les régions rurales. (Goss *et al.*, 1998; Raina *et al.*, 1999).

Mentionnons finalement l'éclosion survenue à Walkerton en Ontario en mai 2000. Environ la moitié de la population a souffert de maladie gastrointestinale suite à la consommation d'une eau contaminée principalement par *E. coli* O157:H7 et *Campylobacter jejuni*. Cette eau provenait d'un puits peu profond et mal, pour ne pas dire, pas désinfecté. Lors de cette éclosion, 2300 individus ont été malades, 65 ont été hospitalisés, 27 ont développé un syndrome urémique hémolytique et sept sont morts (Hrudey et Hrudey, 2004). Cinq ans plus tard, en 2005, plusieurs sont encore affectés par des maladies gastrointestinales, certains ont des crises d'arthrite sévère et au moins un cas de défaillance des reins a nécessité une greffe reins-pancréas.

Aux Etats-Unis, selon Craun (2002), la majorité des éclosions de maladies d'origine hydrique sont dues à un traitement inadéquat ou l'absence totale de traitement de l'eau

souterraine. Dans un autre article (Craun, 1992), il est mentionné que depuis 1920, entre 43 et 56% des éclosions de maladies d'origine hydrique impliquent une eau souterraine contaminée. Il note aussi l'augmentation des éclosions suite à une consommation d'eau souterraine désinfectée car avec un traitement de désinfection, les gens ne se croient plus en danger et la source d'eau est moins bien protégée, ce qui augmente les risques de contamination. Ailleurs dans le monde, plusieurs éclosions de maladies d'origine hydrique ont été rapportées. À ce sujet, Hruday et Hruday (2004) ont fait une impressionnante revue de 69 éclosions de maladies d'origine hydrique dans 15 pays industrialisés. Ne seront discutées ici (Tableau 1.5) que les éclosions de maladie suite à une consommation d'eau souterraine et où l'agent causal identifié était un virus.

Tableau 1.5 Éclosions de maladies d'origine hydrique (adapté de Hrudey et Hrudey, 2004)

Date	Lieu	Traitement	Virus impliqué(s)	Nombre de cas	Commentaires	Référence
1980	Georgetown, Texas, USA	Chloration	Coxsackievirus B3; Hépatite A	~7900 estimés	Fortes pluies, contamination eau surface, eaux usées, temps de contact faible	Hejkal <i>et al.</i> , 1982
1980	Rome, Georgia, USA	Chloration	Probablement Virus de Norwalk	~1500 estimés	Connexion croisée et inversion du courant d'eau	Kaplan <i>et al.</i> , 1982
1982	Source locale, Meade County, Kentucky, USA	Aucun	Hépatite A	68 confirmés, 73 selon sondage	Absence de traitement, omission de rapporter les cas précédents d'Hépatite A, GUDI, contamination par fosse septique	Bergeisen <i>et al.</i> , 1985
1982	Parc de roulottes, Bartow County, Georgia, USA	Chloration	Hépatite A	35	Probablement contamination par eau usée	Bloch <i>et al.</i> , 1990
1984	Braun Station, Texas, USA	Chloration	Norwalk-like	4 confirmés, 251 estimés	Contamination du puits par eau usée	D'Antonio <i>et al.</i> , 1985
1989	Oakcreek Canyon, Sedona, Arizona, USA	Aucun	Probablement Virus de Norwalk	3 confirmés, 900 estimés	Problème du système septique causant inondations. Essais traçage: en 3 à 11 jours, le traceur passait du champ d'épuration au puits	Lawson <i>et al.</i> , 1991
1992	Source municipale, Ontinyent, Valencia, Espagne	Chloration	Norwalk-like	> 3500 estimés	Contamination récurrente lors de pluies (eau usée)	Chover <i>et al.</i> , 1995

Tableau 1.5 (suite) Éclosions de maladies d'origine hydrique (adapté de Hrudey et Hrudey, 2004)

Date	Lieu	Traitement	Virus impliqué(s)	Nombre de cas	Commentaires	Référence
1994	Noormarkku, Finlande	Ajustement du pH (pas de désinfection)	Probablement Norwalk ou autres virus	5 confirmés, 1500-3000 estimés	Conduite de drainage "oubliée" connectant 1 puits avec la rivière et eau usée non traitée en amont	Kukkula <i>et al.</i> , 1997
1995	Yukon, Canada	Aucun	SRSV	3 confirmés, 433 estimés	Contamination par fosse septique et GUDI	Beller <i>et al.</i> , 1997
1995	Ile d'Orléans, Québec, Canada	Aucun	Hépatite A	15 confirmés	Contamination par fosse septique	DeSerres <i>et al.</i> , 1999
1998	LaNeuville, Suisse	Oxydation, pas de désinfection	Norwalk-like virus	~ 2400	Mauvais fonctionnement d'une pompe qui a causé un déversement d'eau usée dans l'eau souterraine	Maurer et Stürchler, 2000
2001	Chalets Wyoming, USA	Aucun	Norwalk-like virus	8 confirmés, 35 selon sondage	Contamination du puits par eau usée (surplus) Agrandissement des installations mais pas du système septique	Anderson <i>et al.</i> , 2003
2001	Stockholm, Suède	Aucun	Norovirus	8 confirmés, >200 estimés	Contamination du puits peu profond par surplus d'eau usée	Nygard <i>et al.</i> , 2003
2001	Wyoming, USA	Chloration	Norovirus	84 selon sondage	Traitement inadéquat (point de distribution de chlore bloqué par de la poussière) et contamination par eau usée	Parshionikar <i>et al.</i> , 2003
2002	Transtrand, Suède	Aucun	Norwalk-like virus	4 confirmés, ~ 500 estimés	Fuite dans conduite d'eau usée à 10m du puits, délai dans l'émission d'un avis d'ébullition	Carrique-Mas <i>et al.</i> , 2003

La première constatation lors de l'étude de ces éclosions est le fait que la plupart auraient pu être facilement évitées car elles sont dues à des facteurs contrôlables. En effet, la majorité des éclosions présentées dans le Tableau 1.5 ont été causées par une infiltration d'eau usée ajoutée à une désinfection défectueuse (ou l'absence d'un système de désinfection). Deux exemples marquants sont les éclosions ayant eu lieu à La Neuville et à Sedona. À La Neuville, ce n'était pas la première éclosion d'origine hydrique. En 1997, ce district a rapporté 30 cas de gastroentérite. En 1998, le même médecin qui avait remarqué les cas de 1997 a noté une augmentation des cas de diarrhées chez ses patients et a aussitôt suggéré une éclosion d'origine hydrique. Il s'est avéré qu'une contamination du puits par des eaux usées était responsable de cette éclosion. En fait, l'arrêt d'une pompe a causé un déversement d'eau usée dans l'environnement, incluant le puits. L'alarme pour la pompe avait été arrêtée depuis plusieurs années à cause de fausses alarmes trop fréquentes... À Sedona aux États-Unis, deux mois avant l'éclosion, une pollution d'origine fécale a été notée dans le système de distribution. Un mauvais fonctionnement du système de traitement des eaux usées s'est avéré être la cause de la contamination et comme l'eau souterraine était considérée comme étant de bonne qualité, aucun traitement n'était appliqué.

Il est malheureux de constater que malgré les leçons apprises des éclosions ayant provoqué des maladies, les pays industrialisés ne sont pas à l'abri d'autres éclosions. Il devient important de prendre connaissance des éclosions survenues dans le passé et d'en tirer des leçons.

#### **1.10 Données d'occurrence des virus**

Les données présentées dans la section précédente ont été obtenues suite à une éclosion de maladie. Sans l'apparition de symptômes dans la population, jamais des analyses pour rechercher des virus n'auraient été faites sur ces eaux. D'autres chercheurs se sont par contre attardés à la recherche des virus entériques humains dans des eaux souterraines sans qu'une éclosion de maladie n'attire leur attention vers ces puits.

### 1.10.1 *État de la question avant 1990*

Bitton et Farrah (1986) ont fait une revue de la littérature sur la contamination des eaux souterraines par des virus. Cette revue a montré que des virus ont été trouvés à plusieurs occasions à la fois dans des eaux souterraines non désinfectées, mais aussi dans des eaux souterraines désinfectées et occasionnellement à des profondeurs importantes (Tableau 1.6). Puisque, à cette époque, peu de laboratoires étaient capables d'analyser des échantillons d'eau pour rechercher des virus entériques, ces études nous indiquent une contamination significative.

Au Canada, seulement un rapport traitant de contamination virale de puits a été trouvé (Payment *et al.*, 1986b). Dix puits localisés dans une région avec une très forte activité porcine ont été échantillonnés et analysés pour la présence d'entérovirus porcins. Deux des dix échantillons étaient positifs pour la présence de virus détectés par culture cellulaire, suggérant que ces virus aient migré de la surface vers l'aquifère. Aucune donnée n'était fournie sur le type ou la profondeur des puits.

L'influence de l'irrigation de champs de culture avec de l'eau usée sur la contamination des eaux souterraines a été étudiée par Goyal *et al.* (1984). Trois sites (un au Michigan et deux au Texas) avec traitement des eaux usées par infiltration dans le sol (régime lent) ont été sélectionnés afin d'être suivis pendant l'étude. Des échantillons (23 échantillons) d'eau souterraine ont été pris à chacun des sites et plusieurs (11 échantillons) étaient positifs pour la présence de virus entériques humains détectés par culture cellulaire. Certains de ces échantillons positifs provenaient d'une profondeur atteignant 27,5 mètres.

Tableau 1.6 Détection de virus dans les eaux souterraines (adapté de Bitton et Farrah, 1986)

Type de virus isolé	Commentaires	Référence
Poliovirus 2	Profondeur du puits: 30m	Mack, 1974
Entérovirus (non-polio)	Puits en Italie	Petrilli <i>et al.</i> , 1974
Coxsackievirus B1, 4 et 5, Echovirus 3, 6 et 30)	Puits en Allemagne	Walter et Rudiger, 1977
Poliovirus 1 et 2 Coxsackievirus B1 à B5	Puits en Grande-Bretagne (1976-77)	Slade, 1977
Poliovirus 1	Eau souterraine chlorée en Israël	Fattal <i>et al.</i> , 1979
Poliovirus 1 Coxsackievirus B6 Echovirus 6 et 7	Eau souterraine chlorée en Israël. Virus détectés malgré résiduel de chlore 20% des 99 échantillons étaient positifs pour des entérovirus détectés par culture cellulaire.	Marzouk <i>et al.</i> , 1980
Coxsackievirus B2 et B3 Antigène du virus de l'hépatite A	Profondeur des puits: 57 à 64m, formation calcaire Épidémies de gastroentérite et d'hépatite	Hejkal <i>et al.</i> , 1982
Echovirus 7 et 11	Puits chlorés en Allemagne, épidémie de gastroentérite (4% de la population)	Walter <i>et al.</i> , 1982
Entérovirus (non-spécifié)	Puits d'eau potable près de Paris	Vilagines (résultats non-publiés)
Poliovirus 1 Entérovirus (non-polio)	Puits de 12m de profond en Israël	Fattal <i>et al.</i> , 1984
Antigène du virus de l'hépatite A (infectieux)	Eau souterraine dans une zone rurale au Maryland	Sobsey <i>et al.</i> , 1985
Antigène du virus de l'hépatite A	Eau souterraine dans une zone rurale de la Georgie	Bloch <i>et al.</i> (1985, résultats non-publiés)
Poliovirus P1 Coxsackievirus B4 Echovirus 7	Puits dans une zone irriguée par aspersion avec eaux résiduaires	Wellings <i>et al.</i> , 1974
Poliovirus 1 et 2 Coxsackievirus B4	Puits creusés dans un marécage à Cypres en Floride	Wellings <i>et al.</i> , 1975
Entérovirus	Site à infiltration rapide, épandage d'effluents primaires	Schaub et Sorber, 1977
Echovirus 6, 12, 21, 24, 25	Site de recharge des eaux souterraines, profondeur de puits : 6 à 24.4 m	Vaughn <i>et al.</i> , 1978

### **1.10.2 États-Unis: 1990 à 2004**

Les découvertes faites au cours des années 70 et 80 ont été reçues par les autorités américaines comme une menace potentielle. Toutefois, il faudra encore quelques années avant que des règlements et des lois ne soient mis en place pour assurer l'innocuité de l'eau. Les principales sources d'épidémies étaient des communautés utilisant des eaux de surface et l'emphase était mise sur le contrôle de protozoaires pathogènes (*Giardia* et plus tard, *Cryptosporidium*). Plusieurs règles ont été mises sur pied: Surface Water Treatment Rule (SWTR) (USEPA, 1989), Interim Enhanced Surface Water Treatment Rule (IESWTR) (USEPA, 1998), Information Collection Rule (ICR) (USEPA, 1996).

Des amendements ont été apportés au Safe Drinking Water Act (SDWA) Section 1412(b)(8) en 1986, et les autorités ont recommandé à l'agence environnementale (EPA) de promulguer un règlement national sur l'eau potable stipulant qu'une désinfection comme étape de traitement pour tous les systèmes de distribution publics, incluant ceux alimentés en eau de surface et en eau souterraine. En 1987, l'EPA développa un règlement pour couvrir les systèmes alimentés en eau souterraine. Cet effort inclut une rencontre préliminaire sur les problématiques en 1990. Plusieurs études furent entreprises pour déterminer le niveau d'occurrence des virus dans les eaux souterraines comme base pour développer un règlement basé sur le risque. Les résultats de ces études sont devenus la base pour établir le règlement actuel. De 1990 à 1997, treize études ont été faites et leurs résultats sont compilés dans le document de la USEPA intitulé : Ground Water Rule (USEPA 2000). Certaines de ces études sont présentées dans le Tableau 1.7.

Tableau 1.7 Études sur la qualité virologique des eaux souterraines

Type d'eau souterraine	Nombre de sites	Nombre d'échantillons	Fréquence	Volume filtré (L)	Résultats (positifs/ échantillons totaux)	Référence
Varié	150	150	1 fois	1500	13/150 culture cellulaire 40/133 Entérovirus, 12/133 Hépatite A, 18/130 Rotavirus (RT-PCR)	Abbaszadegan <i>et al.</i> , 1999
Varié		10	1 fois	378-567	2/10 culture cellulaire 2/10 RT- PCR	Abbaszadegan <i>et al.</i> , 1993
Varié	448	539	25 sites plus qu'un prélèvement	1500	22/539 culture cellulaire 141/448 RT-PCR	Abbaszadegan <i>et al.</i> , 2003
Historique de contamination	30	332	1 fois par mois	1893-15142	20/332 culture cellulaire 24/247 RT-PCR	Lieberman <i>et al.</i> , 2002
Historique de contamination	29	321	1 fois par mois	1893-15142	11 échantillons non analysés par PCR multiplex dont 6 + par culture cellulaire Total de 20 + par culture cellulaire (voir étude Lieberman <i>et al.</i> 2002) Des 14 positifs restant (culture cellulaire) 1+ par PCR multiplex et 10 + par PCR traditionnel.	Fout <i>et al.</i> , 2003
Varié	-	303	-	1700	5/310 culture cellulaire 11/320 ICC-RT-PCR 0/288 Poliovirus et rotavirus 2/288 Hépatite A	Yates <i>et al.</i> (non-publié, communication personnelle)

Tableau 1.7 (suite) Études sur la qualité virologique des eaux souterraines

Type d'eau souterraine	Nombre de sites	Nombre d'échantillons	Fréquence	Volume filtré (L)	Résultats (positifs/ échantillons totaux)	Référence
Puits peu profonds	90	90	1 fois	757-1514	0/90 culture cellulaire 1/90 RT-PCR	Banks et Battigelli, 2002
Varié	27	27	1 fois	1514	1/27 culture cellulaire 3/27 RT-PCR	Banks <i>et al.</i> , 2001
Varié	59	59	1 fois	300-1000	5/59 culture cellulaire	Lindsey <i>et al.</i> , 2002
Certains près de sites d'épandage	50	200	4 fois par année	1500	0/194 culture cellulaire 5/194 RT-PCR	Borchart <i>et al.</i> , 2003
Varié	4	48	1 fois par mois	1500	24/48 RT-PCR	Borchart <i>et al.</i> , 2004
16 puits avec historique de contamination	20	20	1 fois	1500	7/20 culture cellulaire 15/20 RT-PCR	Karim <i>et al.</i> , 2004

Selon les études mentionnées au tableau Tableau 1.7, il est possible de constater que les virus entériques humains sont retrouvés dans différents types d'eau souterraine. L'étude de Lieberman *et al.* (2002) est probablement la plus représentative puisqu'ils ont échantillonné les puits pendant une période d'un an. Malgré des sites choisis suivant un historique de contamination, la fréquence d'isolement d'entérovirus reste faible (6,0 à 9,7% selon la méthode de détection).

### **1.10.3 *Autres études portant sur la contamination virale d'eaux souterraines***

En Grande-Bretagne, une étude de deux aquifères urbains situés dans du grès a été conduite à différents endroits pour vérifier leur contamination (Powell *et al.*, 2003). Le but de cette étude était de déterminer le niveau de pénétration de microorganismes en provenance d'eaux usées dans des aquifères localisés dans du grès et se trouvant sous 2 villes en Grande-Bretagne. Des échantillons ont été pris à différentes profondeurs. Les résultats ont montré la présence de virus (semblable au virus de Norwalk, Coxsackie B4 et entérovirus) dans des échantillons pris à différentes profondeurs, impliquant la pénétration des virus jusqu'à une profondeur atteignant 90 mètres. Cette étude était la première en Grande-Bretagne qui présentait l'évidence de la contamination des aquifères par des microorganismes en provenance d'eaux usées à d'importantes profondeurs et à une telle échelle. Ceci invalide donc les croyances que les eaux souterraines sont protégées de la contamination virale par les phénomènes d'inactivation, de filtration et d'adsorption par le sol.

Dans une étude menée par Scandura et Sobsey (1997), des fosses septiques ou des boîtes de distribution ont étéensemencées avec des entérovirus bovins de type 1 (BE-1). Les virus étaient injectés dans les systèmes tous les trois mois pendant l'hiver et le printemps et une seule fois pendant l'été. Des échantillons ont été prélevés dans les fosses septiques et dans les boîtes de distribution pour vérifier la présence de virus. D'autres échantillons ont aussi été pris dans des puits afin d'assurer un suivi. Ces puits étaient situés à différentes distances des fosses septiques ou des boîtes de distribution. Les résultats ont montré que des virus ont pu être récupérés durant une longue période (59 jours) dans le champ d'épuration. La fréquence d'isolement des virus était plus forte en hiver après la pluie et dans les puits situés le plus près des tuyaux contenant l'effluent (eaux usées).

### 1.11 Risques associés à la santé publique

Alors que plusieurs études épidémiologiques ont été menées pour tenter de déterminer les effets de la consommation d'eau potable produite à partir d'eau de surface (Payment *et al.*, 1991, 2000b), aucune étude n'a été faite sur les effets sur la santé de la consommation d'une eau souterraine apparemment sans danger. L'association entre une mauvaise qualité d'eau souterraine provenant de puits peu profonds et les maladies gastrointestinales a été rapportée dans une étude faite par Raina *et al.* (1999). Cette relation est biologiquement plausible et attendue. Des épidémies ayant pour source des eaux souterraines ont aussi été documentées (tel que discuté antérieurement) mais elles ne représentent pas le vrai niveau endémique des maladies d'origine hydriques dans les communautés utilisant des eaux souterraines comme source d'eau potable. Il faut se rappeler que lors d'épidémies d'origine hydrique, plusieurs agents étiologiques n'étaient pas identifiés et que ces épidémies pouvaient potentiellement être causées par des virus.

En l'absence d'études épidémiologiques, le seul outil disponible pour estimer l'éclosion des maladies d'origine hydrique liées à la consommation d'eau souterraine est l'analyse de risque. L'analyse de risque quantitative (Haas *et al.*, 1999) utilise un bon nombre de suppositions pour arriver à une estimation du nombre de personnes qui risquent d'être malades ou qui risquent de mourir suite à leur consommation d'eau. Plusieurs suppositions doivent être faites à cause de la variété des microorganismes pathogènes et l'absence de données de leur occurrence dans les eaux souterraines. Il est toutefois possible d'estimer le niveau de risque pour quelques virus choisis et ensuite extrapoler pour d'autres en utilisant différentes caractéristiques de ces virus.

Des virus modèles ont été choisis par la USEPA pour représenter tous les autres virus. Ces virus modèles sont regroupés en deux catégories : ceux qui présentent une infectivité faible à modérée mais qui ont des répercussions sévères pour la santé humaines (virus de type B) et ceux qui ont une forte infectivité mais qui n'ont que peu d'effets sur la santé (virus de type A). Les suppositions simplifiées qu'a faites la USEPA pour l'analyse de risque de même que pour déterminer l'exposition dans les puits positifs résultent en une estimation d'un risque moyen que la USEPA considère comme la meilleure estimation du risque actuel basé sur les données existantes. La USEPA a estimé le nombre de maladies

annuellement associées aux deux types de virus pathogènes mentionnés précédemment qui se retrouvent dans les eaux souterraines présentant une contamination fécale. Les virus de type A représentent les virus très infectieux mais induisant des symptômes relativement faibles (ex : gastroentérite). Pour cette analyse, les rotavirus sont utilisés comme modèle. Les virus de type B représentent les virus plus ou moins infectieux, mais qui provoquent des symptômes beaucoup plus importants (ex : myocardite). Ce groupe est représenté par les echovirus.

En parallèle, l'EPA croit que la majorité des maladies d'origines hydriques causées par des agents étiologiques inconnus sont en fait causées par des virus car ces derniers migrent plus rapidement dans le sol et survivent plus longtemps et sont plus infectieux que les bactéries (USEPA, 2000). La USEPA estime qu'une personne consomme une moyenne de 1.2 litres d'eau par jour mais des études canadiennes (Payment *et al.*, 1991, 2000b) suggèrent que le volume d'eau consommé sortant directement du robinet et ne subissant aucune modification (et donc susceptible de contenir des pathogènes) est probablement plus près de 750 ml. Une fois que les virus sont consommés, la probabilité d'infection, de morbidité ou de mortalité varie selon le type de virus et l'immunité de l'individu avant l'exposition. La USEPA estime que, selon les suppositions faites précédemment, chaque année, 98 000 maladies d'origine virale sont causées par la consommation d'eau potable en provenance d'un système de distribution d'eau souterraine non-désinfectée et que 9 des personnes affectées meurent.



## CHAPITRE 2

### 2 Hypothèses et objectifs de travail

Plusieurs conclusions peuvent être tirées des éléments discutés dans la section précédente. Tout d'abord, mentionnons que d'une façon ou d'une autre, à un certain moment, une proportion significative de la population est infectée avec ou sans morbidité par des virus entériques humains. Les virus sont toujours présents dans les eaux usées de n'importe quelle communauté et sont donc susceptibles de se retrouver dans les eaux de surfaces ou les eaux souterraines. La seule source possible de ces virus est les selles humaines et la barrière qui existe entre les humains et les animaux est très forte : il est très rare que des virus animaux infectent l'humain (Payment, 1993). De plus, il a été possible de constater que les virus sont capables de migrer sur de très longues distances dans des sols perméables et donc, ils peuvent contaminer les eaux souterraines. La pluie, la température, l'adsorption des virus sur les particules de sol, le pH et d'autres facteurs affectent le transport et la survie des virus dans le sol et les eaux souterraines.

La probabilité de retrouver des virus dans les eaux souterraines augmente avec le nombre d'échantillons pris dans les pires conditions : après la pluie ou une inondation, dans les eaux souterraines considérées vulnérables (près des fosses septiques, sous l'influence directe d'une eau de surface, etc.). De plus, les indicateurs bactériens ne semblent pas efficaces pour prédire la présence de virus dans les eaux souterraines. Les virus de bactéries, les bactériophages et plus spécifiquement les coliphages semblent être une alternative intéressante pour modéliser le mouvement des virus entériques humains dans les sols et pourraient être des indicateurs adéquats pour déterminer leur présence dans les eaux souterraines. Les mâles-spécifiques (phages ARN-F) semblent les plus prometteurs. En utilisant les indicateurs traditionnels de pollution fécale, il a été démontré plusieurs évidences de contamination fécale de l'eau souterraine. Il est donc hautement probable que l'on retrouve des virus entériques humains lorsque ces indicateurs bactériens sont présents dans des eaux souterraines situés dans des zones où il y a des activités humaines. Malheureusement, il n'y a pas de données disponibles sur la présence de virus ou de coliphages dans les eaux souterraines au Canada. Cette étude est la première au Canada à

étudier spécifiquement l'occurrence de virus entériques humains dans les puits municipaux et c'est aussi la première qui tentera de déterminer quels paramètres sont les plus importants à mesurer pour s'assurer de l'innocuité de la source d'eau. Les résultats obtenus lors de ce projet de recherche pourront servir aux autorités gouvernementales pour établir de nouvelles réglementations dans le but de mieux protéger la santé des consommateurs.

Au Canada dans le monde, il y a suffisamment d'évidences pour conclure que des virus peuvent être responsables d'épidémies d'origine hydrique liées à la consommation d'eau souterraine traitée ou non. Par contre, il n'y a pas de données épidémiologiques sur les effets sur la santé ou le niveau endémique des maladies causées par des virus présents dans les eaux souterraines. Les analyses de risques quantitatives pourraient fournir une estimation du niveau de risque associé aux virus dans les eaux souterraines. Toutefois, le nombre d'incertitudes et le manque de données sur l'occurrence des virus dans les eaux souterraines canadiennes empêchent l'utilisation sérieuse de cet outil.

## **2.1 Hypothèses**

Considérant que la géologie du Canada est similaire à celle des États-Unis, il est probable qu'ici aussi, des virus puissent atteindre l'eau souterraine et qu'il y aurait donc un risque potentiel pour la santé humaine. De plus, comme aucune donnée n'est disponible au Canada et qu'il a été montré que plusieurs éclosions d'origine hydrique sont liées à la consommation d'eau souterraine contaminée, il semble nécessaire de déterminer le niveau de contamination virale des eaux souterraines au Canada, à tout le moins au Québec. De plus, comme aucun indicateur bactérien de pollution fécale ne semble pouvoir prédire efficacement la présence de virus, il semble important d'augmenter la fréquence d'analyse et d'utiliser une série d'indicateurs comme *E. coli*, les entérocoques et les coliphages afin de déceler plus rapidement et plus efficacement une contamination fécale. La présence de l'un ou l'autre de ces indicateurs est un indice de pollution de l'eau souterraine et l'intégrité du puits devrait alors être mise en doute. La présente thèse cherchera à raffiner nos connaissances sur ces éléments. On peut aussi supposer que les puits très profonds seront moins contaminés par les virus que les puits de surface car les virus sont adsorbés par les particules de sol. De plus, suivant les différences de transport,

de taille et de propriétés entre les virus et les bactéries dans le sol et l'eau, nous supposons qu'il est possible de retrouver des virus entériques humains dans une eau souterraine en l'absence de bactéries indicatrices de pollution d'origine fécale.

## **2.2 Objectifs**

Afin de répondre à ces questions, nous avons entrepris ce projet de recherche. L'objectif de notre programme de recherche est donc la détermination de la qualité microbiologique des eaux souterraines utilisées comme source d'approvisionnement en eau potable.

De plus, avec les données obtenues, nous tenterons de déterminer quels paramètres microbiologiques seraient les plus appropriés pour déterminer la qualité d'une eau souterraine ainsi que sa vulnérabilité à une contamination par des virus. Nous allons aussi comparer différentes méthodes de détection des coliphages dans les eaux souterraines dans le but d'établir laquelle serait la plus appropriée pour la mesure de ces microorganismes. Nous validerons aussi l'utilisation de méthodes reconnues par la USEPA pour la détection des coliphages dans des eaux souterraines. L'objectif global étant de proposer les méthodes et microorganismes les plus appropriés pour la détermination d'une eau souterraine vulnérable à une contamination par des virus entériques humains afin de protéger la santé de la population en faisant des recommandations aux différentes autorités gouvernementales.

L'atteinte de l'objectif s'est fait par l'acquisition de données sur la nature et le niveau de contamination virale et bactériologique de ces eaux souterraines. Notre objectif a été atteint par:

- le dénombrement des virus entériques humains à partir de grands volumes d'échantillon d'eau non traitée provenant de puits utilisés par les municipalités,
- le dénombrement d'indicateurs bactériologiques (bactériophages et bactéries) à l'eau non-traitée (eau brute)
- la collecte de données environnementales, physiques et chimiques sur les puits et la nappe d'eau souterraine (eau brute), et des analyses particulières (en collaboration avec l'École Polytechnique de Montréal)

- la détermination des paramètres microbiologiques permettant d'assurer l'innocuité des eaux souterraines (eaux brutes).
- Le transfert des résultats au MDDEP et l'élaboration de recommandations pour de futures réglementations.

## CHAPITRE 3

### 3 MÉTHODOLOGIE

Notre laboratoire a travaillé en collaboration avec la Chaire CRSNG en Eau Potable de l'École Polytechnique de Montréal. Cette association fut bénéfique car elle a permis une meilleure connaissance des sites étudiés et aussi, un plus grand nombre d'analyses. L'école Polytechnique était responsable de l'analyse hydrogéologique de chacun des sites ainsi que de l'acquisition des certains paramètres physico-chimiques (température, conductivité).

Dans le cadre de ce programme d'analyse, le facteur limitant a été le coût des analyses virologiques puisqu'elles sont dispendieuses. Dans les limites du budget du projet PARDE, nous avons déterminé le nombre maximal d'analyses virologiques (100) qu'il était possible d'effectuer et c'est sur cette base que le nombre de sites et la fréquence d'analyse fut basée. Les premiers mois du projet ont été consacrés à des discussions avec les collaborateurs de l'École Polytechnique de Montréal, les représentants du MDDEP et des directions régionales pour identifier les sites d'intérêt permettant d'atteindre les objectifs.

Le choix des réseaux s'est fait entre autres parmi les réseaux alimentés par une eau souterraine et échantillonnés à la fin août 2002 dans le cadre du projet des sept bassins versants en surplus de fumier (Projet du MDDEP) et aussi ceux qui ont été échantillonnés dans le cadre de programmes de surveillance antérieure (2000 et 2001). Les résultats de ces différents échantillonnages sont disponibles au MDDEP. Au besoin, nous avons ajouté certaines municipalités qui présentaient des problématiques intéressantes selon le MDDEP ou les directions régionales. Les analyses proprement dites ont débuté en décembre 2003, une fois les sites choisis et avec l'accord du MDDEP, des directions régionales et des municipalités concernées.

#### 3.1 Choix des sites d'échantillonnage

Dans les limites du budget du projet PARDE qui était disponible, nous avons déterminé que le nombre maximal d'analyses virologiques que nous pouvions effectuer était une

centaine d'analyses et c'est sur cette base que le nombre de sites et la fréquence d'analyse ont été déterminés. La probabilité de déceler une contamination augmente avec le nombre d'analyses à un site, d'où le choix de limiter l'étude à 12 sites et de fixer la fréquence d'échantillonnage à 8 à 10 analyses pendant une année.

Le Ministère nous a fourni des banques de données contenant des informations sur la qualité bactériologique de réseaux municipaux alimentés en eau souterraine. Considérant le nombre maximal d'analyses virologiques, le scénario suivant fut retenu suite à des discussions avec le Ministère et l'École Polytechnique de Montréal : 12 sites d'échantillonnages seraient visités une dizaine fois chacun pour les analyses virologiques (virus entériques humains) et plus fréquemment pour les analyses bactériologiques (mensuellement).

Les banques de données fournies nous ont permis de déterminer une liste préliminaire de municipalités potentielles. Les directions régionales ont été contactées par le Ministère afin de s'assurer de la collaboration des municipalités mais aussi pour obtenir plus d'informations concernant les sites choisis. À partir des informations recueillies auprès des différentes directions régionales, certains sites ont été éliminés et d'autres sites intéressants ont été ajoutés à la liste préliminaire. Les municipalités ont été contactées pour obtenir leur collaboration et la liste des sites a été finalisée (Tableau 3.1).

Quatre sites ont été sélectionnés dans trois catégories temporaires sur la base des données disponibles sur les sites pré-sélectionnés:

- 1) sites <POSITIF> présentant un historique de forte contamination fécale récurrente
- 2) sites <INTERMÉDIAIRE> présentant une contamination bactériologique faible ou occasionnelle ou une analyse particulière douteuse
- 3) sites <NÉGATIFS> ne présentant aucun indice de contamination .

Ces douze municipalités ont complété un questionnaire concernant leur installation. Ce questionnaire comportait des questions concernant la conception du puits, les aires de protection, le type de captage, etc. La description complète des sites peut être retrouvée dans le rapport final du Projet PARDE 3331.24.02.02 (Barbeau *et al.*, 2005).

Tableau 3.1 Liste des sites par catégorie (selon les données historiques et la probabilité de contamination fécale).

<b>Ville</b>	<b>Traitement</b>	<b>Catégorie</b>
Lennoxville	Non	Négatif
Val D'Or	Non	Négatif
Ascot Corner	Hypochlorite	Négatif
Saint-Alexandre-de-Kamouraska	Hypochlorite	Négatif
Saint-Stanislas	Non	Intermédiaire
Trois-Rivières, secteur Pointe-du-Lac	Non	Intermédiaire
Wickham	Hypochlorite	Intermédiaire
Saints-Martyrs Canadiens	Hypochlorite	Intermédiaire
Martinville	Hypochlorite	Positif
Victoriaville	Chlore gazeux	Positif
Saint-Alphonse de Caplan	Hypochlorite	Positif
Princeville	Hypochlorite	Positif

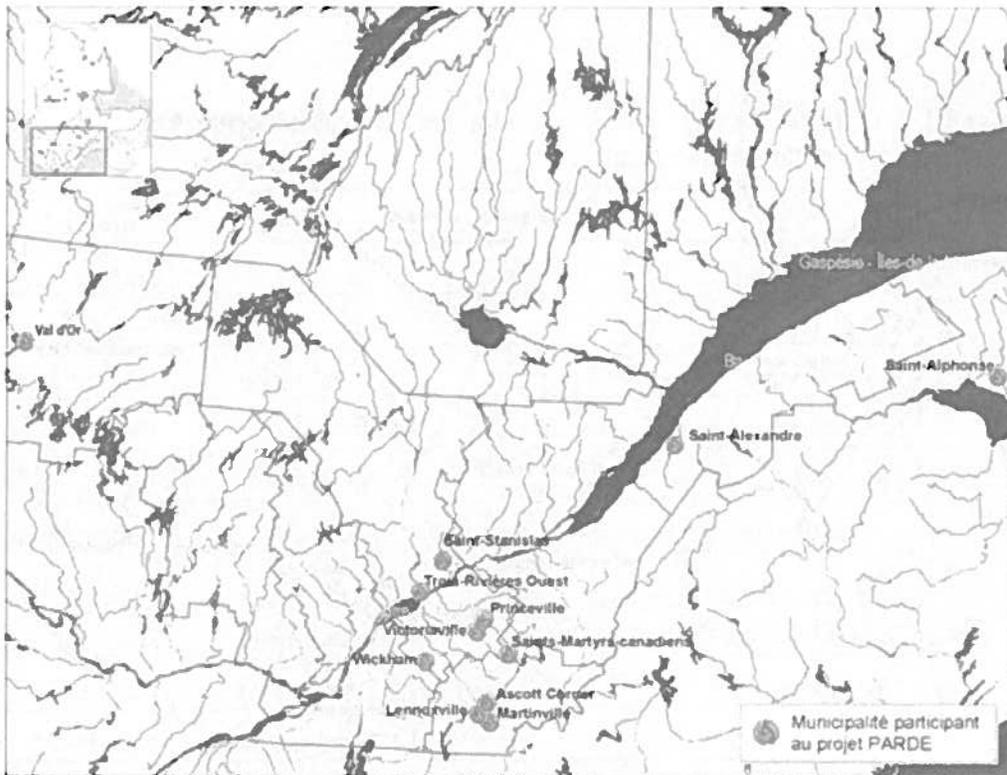


Figure 3.1 Localisation des sites sélectionnés

### 3.2 Fréquence d'analyse

Les analyses ont débuté en décembre 2003 et se sont poursuivies jusqu'en novembre 2004. Le Tableau 3.2 indique la répartition des analyses et les laboratoires responsables des analyses. Des échantillonnages bimensuels ont été effectués lors des périodes les plus à risques soit en avril (fonte des neiges) et en septembre (pluies abondantes).

Tableau 3.2 Calendrier du projet et gérance des analyses

		Responsables			
		INRS - Institut Armand - Frappier	École Polytechnique	MDDEP/ CEAEQ	
<b>2003</b>	Déc	Indicateurs		Azote ammoniacal, Carbone organique total, Conductivité, Couleur vraie, Dureté, Fer, Manganèse, Nitrites et nitrates, Turbidité, Transmittance UV, Observation micro- scopique, BHAA35	
<b>2004</b>	Jan				
	Fév				
	Mars				
	Avr #1	Indicateurs + Virus entériques cultivables			
	Avr #2				
	Mai				MPA, <i>Giardia</i> , <i>Crypto</i>
	Juin				
	Juil				
	Août				
	Sept #1				
	Sept #2				
	Oct				
	Nov				
<b>Total</b>				<b>14</b>	<b>2</b>

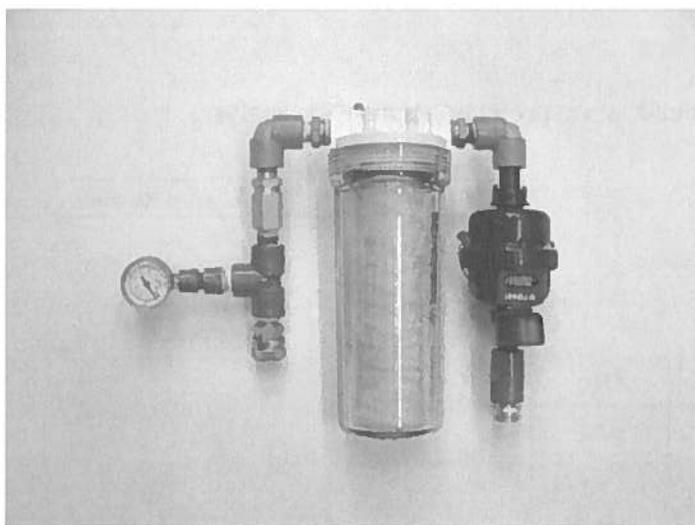


Figure 3.2. Montage servant à la filtration d'eau pour l'analyse virologique

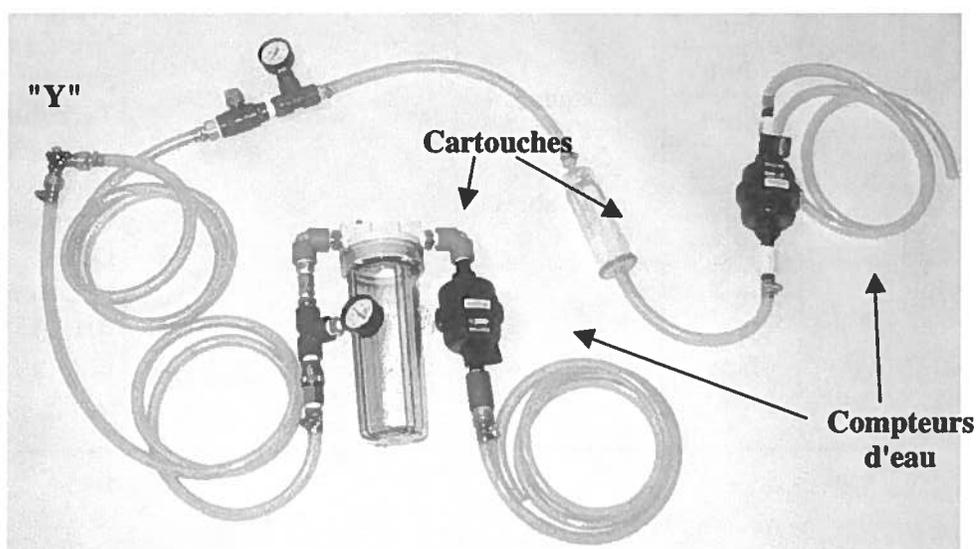


Figure 3.3. Montages de filtration fournis aux municipalités

### **3.3 Échantillons et données complémentaires**

Les échantillons furent prélevés mensuellement par les responsables de chacune des municipalités à qui nous avons remis un calendrier d'échantillonnage leur indiquant à quelle date ils devaient prélever les échantillons. Une glacière de 45 litres a été envoyée aux municipalités chaque mois. Elle contenait 2 bouteilles stériles de 2 litres, des agents réfrigérants, une fiche d'échantillonnage et les instructions pour les prélèvements. De plus, lorsque requis, nous avons ajouté le montage pour la concentration des virus (Figure 3.2) ou des virus et des parasites (Figure 3.3).

Les bouteilles de 2 litres ont servi au prélèvement d'eau pour les analyses des paramètres bactériologiques et des coliphages. Pour l'analyse virologique, l'échantillon minimal a été de 1000 litres et la concentration des virus a été faite par filtration sur des cartouches filtrantes (1-MDS-Virosorb, CUNO). Un montage simple comprenant un porte-filtre, un manomètre pression et un compteur d'eau est représenté à la Figure 3.2. Les tuyaux nécessaires au raccordement du montage ont été aussi fournis. Les éléments du montage (tuyaux et montage) ont été désinfectés en laboratoire après chaque prélèvement en faisant circuler une solution chlorée (environ 100 ppm) pendant un minimum d'une heure. Ils ont été ensuite rincés pendant un minimum de 2 heures avec de l'eau chaude du robinet. La fiche d'échantillonnage et les protocoles d'échantillonnage pour les paramètres bactériologiques et virologiques sont présentés dans l'Appendice B. Les échantillons ont été prélevés par les responsables de chacune des municipalités et retournés à nos laboratoires dans la glacière (service de courrier dans un délai de 24 heures). Une deuxième glacière a été acheminée aux municipalités simultanément à la première pour les prélèvements d'eau servant à la détermination des paramètres physico-chimiques et des BHAA (bactéries aérobies et anaérobies facultatives) par le Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec (CEAEQ). Cette glacière a été retournée aux laboratoires du CEAEQ dans un délai de 24 heures par service de courrier. Des analyses de particules ont été effectuées par le CEAEQ selon une méthode qui utilise un volume de 1 litre. Cette analyse consiste en la filtration d'un volume d'un litre sur une membrane et du dénombrement de différents indicateurs (rotifères, débris végétaux, grains de pollen,

etc, pour déterminer si l'eau souterraine est potentiellement sous l'influence d'une eau de surface.

Les préleveurs (à l'exception de ceux des municipalités de Val d'Or, Saint-Alphonse et Saint-Alexandre) ont été rencontrés afin de leur expliquer la marche à suivre pour les prélèvements microbiologiques en leur présentant une glacière "type" et les protocoles d'échantillonnages. En complément, dans le cadre de la collaboration avec l'École Polytechnique, des analyses de particules et la détection des parasites *Cryptosporidium* et *Giardia* ont été effectuées par Clancy Environmental Consultants, Inc., (St. Albans, Vermont) à partir d'échantillons grands volumes. Le montage servant à la filtration d'un grand volume d'eau a été envoyé dans la glacière de l'INRS - Institut Armand-Frappier. Afin de combiner les filtrations d'eau pour l'analyse parasitaire et l'analyse virologique, la glacière envoyée aux municipalités contenait les pièces de plomberie ("Y") et les tuyaux nécessaires, en plus des protocoles de branchement détaillé des montages. Les protocoles de prélèvement apparaissent dans l'Appendice C.

Les informations hydrogéologiques et environnementales concernant le milieu où sont situés les puits ont été obtenues en collaboration avec les autorités locales et le MDDEP, à partir des études précédemment effectuées et des questionnaires complétés par chacune des municipalités. Les données physico-chimiques de l'eau ont aussi été obtenues des autorités locales et du MDDEP. [voir projet PARDE 3331.24.02.02 (Barbeau *et al.*, 2005)]

### **3.4 Microbiologie**

#### **3.4.1 *Dénombrement des virus entériques humains***

La méthode utilisée a été décrite par Payment et Franco (1993). Dès leur arrivée au laboratoire, les cartouches filtrantes (1-MDS-Virosorb, CUNO Inc.) ont été éluées avec 1.8 litres d'extrait de boeuf à 1.5% ajusté à pH 9.75. L'éluat a été neutralisé et soumis à une floculation organique (pH 3.5 et ajout de 0.1% de chlorure ferrique 0.5M). Le culot obtenu par centrifugation à 3000 x g pendant 15 minutes a été solubilisé dans 30 ml de tampon glycine pH 9. Le pH a ensuite été ajusté à 7.2 puis l'échantillon a été congelé à -70°C.

Ce volume a été divisé en deux parties pour différentes analyses. La première partie (15 ml) a été réservée pour notre usage au laboratoire afin de détecter les virus entériques humains totaux cultivables selon la méthode décrite ci-bas. La deuxième partie (15ml) a été envoyée dans le laboratoire du Dr. Aaron Margolin (Université du New Hampshire) pour la détection des virus entériques humains par la méthode d'ICC/PCR.

#### *3.4.1.1 Énumération des virus entériques humains totaux par culture cellulaire*

Lors de l'analyse proprement dite, l'échantillon a été décongelé puis détoxifié par l'ajout de trichlorotrifluoroéthane et une centrifugation à 3000 x g pendant 1 heure. Nous avons ensuite ajouté des antibiotiques (pénicilline-streptomycine) à l'échantillon avant d'inoculer les cellules avec des dilutions appropriées (dilutions utilisées: non dilué à 1:125). Les échantillons ont été inoculés sur cellules MA-104 en flacons de 25 cm<sup>2</sup> à raison de 1 ml par flacon et incubés pendant 11 jours à 37°C. Les cultures ont alors été congelées pour faire éclater les cellules et nous avons procédé à un deuxième passage de 7 jours en plateaux de 24 puits (chaque puits correspondant à un flacon). Les virus ont été mis en évidence dans les cellules en plateaux par une méthode d'immunoperoxydase à base de gamma globuline sérique humaine hyperimmune développée dans nos laboratoires. Cette technique permet de mettre en évidence la présence de virus entériques humains infectieux qui produisent ou non un effet cytopathique sur cette lignée cellulaire reconnue sensible à une variété de virus entériques (Payment et Trudel 1985). Les cellules ont été lavées à deux reprises avec du PBS 1X et elles ont ensuite été fixées avec du méthanol 100% contenant 1% de peroxyde d'hydrogène pour une période de 15 minutes. Les cellules ont ensuite été rincées à deux reprises avec du PBS 0,1X. À chacun des puits a été ajouté 0,3 ml d'une dilution 1:200 (dans du PBS 1X) de la préparation de gamma globuline sérique humaine hyperimmune (Bayer, cat. No. 1397973) et les plateaux ont été incubés à 37°C pendant 90 à 120 minutes. Les cellules ont ensuite été lavées à deux reprises avec du PBS 0,1X. Nous avons par la suite ajouté 0,3 ml par puits d'une solution d'une peroxydase conjuguée à une protéine A (dilution finale 1:500 dans du PBS 1X) (Mandel, Cat. No. KP1450-00). Nous avons incubé les plateaux à 37°C pour 60 à 90 minutes. Nous avons ensuite rincé les cellules à quatre reprises avec du PBS 0,1X. Par la suite, 0,3 ml d'une solution fraîche de 3,3' Diamino-

Benzidine Tetrahydrochloride (DAB) (Sigma, Cat. No. D4418) a été ajouté aux puits pour une durée de 12 à 15 minutes jusqu'à l'apparition d'une coloration brune. La réaction a été arrêtée en rinçant les cellules avec de l'eau du robinet. Les cellules ont finalement été observées sous un microscope inversé pour détecter la présence de virus révélée par une coloration brunâtre aux foyers d'infection.

Le nombre de virus dans l'échantillon est exprimé en nombre le plus probable d'unités infectieuses par 1000 litres (nppiu/1000 litres) en utilisant le nombre de puits positifs et négatifs sur les plateaux pour calculer le nombre le plus probable de virus par 1000 litres tel que décrit par Schwartzbrod (1991). Le logiciel utilisé a été développé à l'interne (en Fortran programmé sur Macintosh OS 9.2) mais l'équivalent soit le EPA's Most Probable Number Calculator version 1.00 (EPA, Cincinnati, Ohio) est disponible à l'USEPA, au site internet apparaissant ci bas. (<http://www.epa.gov/nerlcwww/other.htm>). Cette méthode de détermination d'une concentration de microorganismes est largement utilisée en microbiologie et est basée sur un traitement statistique des résultats obtenus lors d'une série de dilutions afin de déterminer le nombre le plus probable de microorganismes dans un échantillon (Halvorson et Ziegler, 1933; Eisenhart et Wilson, 1943).

#### *3.4.1.2 Détection des virus entériques humains par ICC/PCR*

La méthodologie utilisée dans le laboratoire du Dr. Margolin n'a pas permis la détection de virus entériques dans nos échantillons. Les résultats ne seront donc pas discutés dans le présent document. Toutefois, suite à une rencontre avec l'équipe du Dr. Margolin, il a été conclu que des problèmes survenus lors de l'étape de culture des virus étaient probablement la cause de ces résultats. Des modifications à leurs protocoles ont donc été suggérées dans le cas d'une collaboration future.

#### *3.4.2 Dénombrement des coliphages*

Les coliphages ont été mesurés selon les méthodes USEPA 1601 et 1602 (USEPA, 2001a et 2001b). Ces méthodes permettent d'analyser des volumes d'eau de 100 ml ou de 1000 ml. Étant donné le grand nombre d'échantillons et les contraintes de transport, nous avons choisi d'analyser des volumes de 100 ml. Les résultats obtenus sont donc exprimés en unité formatrice de plages (ufp) /100 ml. Les **coliphages somatiques** ont été détectés et

énumérés sur la souche hôte *E. coli* CN13 développée dans nos laboratoires à l'INRS - Institut Armand-Frappier et déposée à l'ATCC sous le numéro ATCC-700906. Les **coliphages F-ARN (mâle-spécifiques)** ont été dénombrés sur la souche hôte *E. coli* HS (pFamp) R (ATCC-700891).

La méthode 1601 consiste en un enrichissement de l'échantillon pour vérifier la présence ou l'absence de coliphages. Du chlorure de magnésium (1,25 ml d'une solution 80X, 4M), les cellules hôtes (en phase de croissance logarithmique), des antibiotiques et du milieu TSB (tryptic soy broth) concentré 10 fois ont été ajoutés à l'échantillon. Après une nuit d'incubation à 37°C, nous avons déposé une goutte de cette solution sur une gélose recouverte d'un tapis de la bactérie hôte. La formation d'une plage de lyse à cet endroit indiquait la présence de coliphages dans l'échantillon. Le résultat a donc été noté positif si la présence de coliphages dans un volume de 100 ml d'eau était détectée ou négatif si l'absence de coliphages dans un volume de 100 ml d'eau était observée. Avec cette méthode, il n'est pas possible de déterminer la concentration en coliphages dans l'eau analysée.

La méthode 1602 consiste en une énumération des coliphages dans un échantillon de 100 ml. À cet échantillon ont été ajoutés du chlorure de magnésium (0,5 ml d'une solution 80X, 4M) ainsi que la cellule hôte (en phase de croissance logarithmique) et du milieu gélatinifié TSA (tryptic soy agar) concentré deux fois contenant les antibiotiques appropriés et maintenu à 45°C. Le mélange a ensuite été versé dans 10 plats de Pétri qui ont ensuite été incubés pour 16-24 heures à 37°C. Les plages de lyses ont été énumérées et le résultat est exprimé en unité formant des plages par 100 ml (ufp/100 ml)

Nous avons aussi utilisé une méthode de détection par adsorption-élution des coliphages développée dans notre laboratoire. Cette méthode permet de concentrer un volume de 1000 ml d'eau ou plus et d'énumérer les coliphages présents. Cette méthode a l'avantage d'une plus grande sensibilité et elle est identifiée "INRS" dans les tableaux. Pour cette méthode, nous avons utilisé un volume de 1000 ml. L'échantillon a été ajusté à pH 3 avant de le filtrer sur un préfiltre AP25 (Millipore AP25 047 00) et une membrane en esters de cellulose de 0.45µm (Millipore HAWG 047 00). Ces membranes ont par la suite été éluées avec 25 ml d'extrait de bœuf 1.5% + 0.5% Tween 80, pH 9.75. L'éluat a ensuite

été ajusté à pH 7.2. Deux volumes de 10 ml ont été placés dans deux tubes différents (un pour les coliphages mâles-spécifiques et un pour les coliphages somatiques) et analysés selon la méthode 1602 légèrement modifiée pour s'adapter à un volume de 10 ml plutôt que 100 ml. Le volume de 10 ml (10 ml de 25 ml) analysé correspondait donc à un volume d'échantillon de 400 ml. Les plages de lyses ont été dénombrées et le résultat est rapporté en unité formant plage par 100 ml (ufp/100 ml). Toutes les plages de lyse ont été confirmées par passage sur la souche hôte.

### 3.4.3 *Dénombrement des coliformes totaux et E. coli*

Nous avons utilisé deux milieux différents (mTEC et MI) pour l'énumération de *E. coli* afin de comparer leur efficacité respective. Aucune confirmation n'a été faite.

Le milieu mTEC est approuvé par la USEPA (méthode 1103.1) pour la détection des *E. coli* dans les eaux récréatives. L'échantillon est filtré sur une membrane filtrante de 47 mm de diamètre (Millipore HAWG 047 00) qui est ensuite placée dans un plat de Pétri (50mm) contenant l'agar mTEC. Après une période d'incubation de deux heures à 35°C, les plats de Pétri sont transférés à une température de 44.5°C pendant 22 h. Après incubation, la membrane est transférée sur un tampon absorbant imbibé d'une solution d'urée. Après 15-20 minutes, les colonies jaunes, jaunes vertes ou jaunes brunes sont énumérées comme des *E. coli*. Les résultats sont exprimés en unités formant des colonies par 100 ml (ufc/100 ml).

#### **Composition du milieu mTEC**

Protease peptone #3	5,0 g
Extrait de levure	3,0 g
Lactose	10,0 g
NaCl	7,5 g
Dipotassium phosphate	3,3 g
Monopotassium phosphate	1,0 g
Sodium lauryl sulfate	0,2 g
Sodium desoxycholate	0,1 g
Brom cresol purple	0,08 g
Brom phenol red	0,08 g

Agar	15,0 g
Eau distillée	1000 ml

Le **milieu MI** est un milieu approuvé par la USEPA (méthode 1604) pour la détection simultanée des coliformes totaux et *E. coli* dans l'eau de consommation. Ce milieu est basé sur l'activité de certaines enzymes spécifique des coliformes totaux et d'*E. coli*. Deux substrats sont inclus dans le milieu MI, le 4-Methylumbelliferyl-D-Galactopyranoside (MUGal) scindé par la  $\beta$ -galactosidase et le Indoxyl- $\beta$ -D-Glucuronide (IBDG) scindé par la  $\beta$ -glucuronidase, pour détecter respectivement les coliformes totaux et *E. coli*.

L'échantillon a été filtré sur une membrane filtrante qui a ensuite été placée dans un plat de Pétri contenant l'agar MI et incubé 22-24 heures à 35°C. Les colonies bleues sont des *E. coli* suite au clivage du l'IBDG par la  $\beta$ -glucuronidase. Sous une lumière UV (366 nm), les colonies fluorescentes bleue blanche, blanche verte ou bleu verte suite au clivage du MUGal par la  $\beta$ -galactosidase sont des coliformes totaux. Toutes ces colonies ont été énumérées et les résultats sont exprimés en unités formant des colonies par 100 ml (ufc/100 ml).

#### **Composition du milieu MI**

Protease peptone #3	5,0 g
Extrait de levure	3,0 g
$\beta$ -D-Lactose	1,0 g
4-Methylumbelliferyl-D-Galactopyranoside (MUGal)	
(concentration finale 100 $\mu$ g/ml)	0,1 g
Indoxyl- $\beta$ -D-Glucuronide (IBDG)	
(concentration finale 320 g/ml)	0,32 g
NaCl	7,5 g
Dipotassium phosphate	3,3 g
Monopotassium phosphate	1,0 g
Sodium lauryl sulfate	0,2 g
Sodium desoxycholate	0,1 g
Agar	15,0 g

Eau distillée 1000 ml

Toutes les analyses des paramètres bactériologiques ont été effectuées en duplicata (filtration de 2 fois 100 ml). Les résultats sont exprimés comme étant la moyenne arithmétique des deux comptes et la limite de détection était donc de 0.5 ufc/100 ml.

#### **3.4.4 Dénombrement des entérocoques**

L'utilisation du milieu mEI est approuvé pour la détection des entérocoques dans l'eau potable par la USEPA, méthode 1600. Les entérocoques ont été dénombrés après filtration sur membrane (Millipore HAWG 047 00), ensemencement sur milieu mEI et incubation à 41°C pendant 24 heures. Les colonies avec un halo bleu sont comptées et les résultats sont exprimés en unités formant des colonies par 100 ml (ufc/100 ml). Toutes les analyses des paramètres bactériologiques ont été effectuées en duplicata (filtration de 2 fois 100 ml). Aucune confirmation n'a été faite. Les résultats sont exprimés comme étant la moyenne arithmétique des deux comptes et la limite de détection était donc de 0.5 ufc/100 ml.

#### **Composition du milieu mEI**

##### Milieu de base: mE

Peptone	10,0 g
Sodium chloride	15,0 g
Extrait de levure	30,0 g
Esculine	1,0 g
Actidione (Cycloheximide)	0,05 g
Sodium azide	0,15 g
Agar	15,0 g
Eau distillée	1000 ml

##### **Ajouts:**

Avant stérilisation: 0,75 g d'Indoxyl- $\beta$ -D-Glucuronide (IBDG)

Après stérilisation: 0,24 g d'acide nalidixique

0,02 g de chlorure de 2,3,5-triphényltétrazolium

### **3.4.5 Dénombrement des bactéries aérobies et anaérobies facultatives (BHAA)**

Cette analyse a été réalisée par le CEAEQ selon la méthode d'incorporation à la gélose R2A et incubation à 35°C pour 48 heures. Le volume analysé a été de 2 fois 1ml ou de dilutions décimales en duplicata.

### **3.4.6 Dénombrement des bactéries aérobies et anaérobies facultatives sporulées (BHAA spores)**

Les bactéries sporulées aérobies ont été énumérées par filtration et pasteurisation sur membrane tel que décrit par Barbeau *et al.* (1997) et modifiée dans nos laboratoires par l'addition de TTC (chlorure de 2,3,5-triphényltétrazolium) pour mieux mettre en évidence les colonies.

#### **Composition du TSB + TTC**

Digestion pancréatique de caséine	17,0 g
Digestion papaique de germes de soja	3,0 g
Chlorure de sodium	5,0 g
Phosphate dipotassique	2,5 g
Dextrose	2,5 g
Eau distillée	1000 ml
TTC	0,01%

L'échantillon a été filtré sur une membrane filtrante (Millipore HAWG 047 00) et celle-ci a été déposée dans un plat de Pétri avec un tampon absorbant imbibé de milieu TSB contenant 0.01% de TTC. Une pasteurisation des plats de Pétri a été effectuée en les plaçant dans 2 sacs de plastique fermés hermétiquement et placés dans un bain à 75°C pendant 15 minutes. Les plats de Pétri ont ensuite été incubés à 37°C pour 22-24 heures. Les colonies rouges ont été dénombrées et les résultats sont exprimés en unités formant des colonies par 100 ml (ufc/100 ml). Toutes les analyses des paramètres bactériologiques ont été effectuées en duplicata (filtration de 2 fois 100 ml). Les résultats sont exprimés comme étant la moyenne arithmétique des deux comptes et la limite de détection était de 0.5 ufc/100 ml.

### 3.5 Valeur prédictive

Pour déterminer la valeur de prédiction de différents paramètres microbiologiques, il est possible de calculer une valeur prédictive (Hrudey et Rizak, 2004). Cette valeur prédit si un paramètre microbiologique indique efficacement la présence ou l'absence d'un second paramètre microbiologique. Cette méthode nous permet donc de déterminer si, par exemple, les indicateurs de pollution fécale actuels (*E. coli* et entérocoques) sont des indicateurs efficaces de la présence ou l'absence de virus entériques humains. Afin de calculer la valeur prédictive des indicateurs de pollution fécale (*E. coli* et entérocoques) pour prédire la présence de virus entériques humains, il suffit de calculer les probabilités d'obtenir des faux positifs ou négatifs. La sensibilité (DSe) de l'indicateur se calcule en divisant le nombre de vrais positifs (VP) par la somme des vrais positifs (VP) et des faux négatifs (FN), ce qui correspond à  $1 - \beta$ .

$$\text{Équation 1} \quad \text{DSe} = \frac{\text{VP}}{\text{VP} + \text{FN}} = 1 - \beta$$

Cette valeur indique le nombre de chance d'identifier correctement le danger. La valeur  $\beta$  correspond au nombre de fois où nous identifions un danger alors que ça ne l'est pas (taux de faux-négatifs). La spécificité (DSp) se calcule en divisant le nombre de vrais négatifs (VN) par la somme des faux positifs et des vrais négatifs, ce qui correspond à  $1 - \alpha$ .

$$\text{Équation 2} \quad \text{DSs} = \frac{\text{VN}}{\text{FP} + \text{VN}} = 1 - \alpha$$

Cette valeur indique le nombre de chance d'identifier correctement une situation dangereuse alors que c'est réellement dangereux. La valeur  $\alpha$  correspond au nombre de fois où j'identifie une situation comme dangereuse alors qu'elle ne l'est pas (taux de faux positifs). La valeur prédictive (VPp) pour un vrai résultat positif se calcule en divisant le nombre de vrais positifs (VP) par la somme des vrais positifs (VP) et des faux positifs (FP).

$$\text{Équation 3} \quad \text{VPp} = \frac{\text{VP}}{\text{VP} + \text{FP}}$$

Cette valeur (VPp) correspond au nombre de fois que s'il y a un résultat positif en bactériologie (*E. coli* ou entérocoques) cela indique aussi un danger réel (présence de virus). La valeur prédictive pour un vrai résultat négatif (VPn) peut aussi se calculer en divisant le nombre de vrais négatifs (VN) par la somme des vrais négatifs (VN) et des faux négatifs (FN).

Équation 4 
$$VPn = \frac{VN}{VN + FN}$$

Cette valeur (VPn) correspond au nombre de fois que s'il y a un résultat négatif en bactériologie (*E. coli* ou entérocoques), cela indique l'absence d'un danger (c'est-à-dire, l'absence de virus).

Tableau 3.3 Calcul des valeurs prédictives (adapté de Hrudey et Rizak, 2004)

		Danger réel	Réellement aucun danger		
		Virus +	Virus -		
Un résultat analytique positif indique un danger (D)	Indicateur +	VP (vrai_pos) selon fréquence $DSe$	FP (faux_pos) selon fréquence $\alpha$	VP + FP	
Un résultat analytique négatif indique "aucun danger" (AD)	Indicateur -	FN (faux_neg) selon fréquence $\beta$	VN (vrai_neg) selon fréquence $DSp$	FN + VN	
		Probabilité de danger $P[D] \times n = [VP + FP]$	Probabilité de "aucun danger" $P[AD] \times n = (1 - P[D]) = [FP + VN]$	$n = VP + FP + FN + VN$	



# CHAPITRE 4

## 4 RÉSULTATS

### 4.1 Analyses microbiologiques

Les résultats détaillés apparaissent à l'Appendice A et une description complète des sites d'échantillonnage pourra être consultée dans le rapport du projet PARDE 3331.24.02.02 (Barbeau *et al.*, 2005). Dans les tableaux qui suivent (4.3 à 4.14), les données de *E. coli* sont tirées des dénombrements sur milieu MI. Les données concernant les coliphages sont l'intégration des résultats des trois méthodes utilisées, i.e. si l'une des méthodes permettait la détection de coliphages, le tableau indique "+" pour présence de coliphages. Les couleurs représentent l'étendue des concentrations de microorganismes tel que représenté au Tableau 4.1.

Tableau 4.1 Représentation des résultats obtenus

Virus entériques (virus/1000L)	Bactéries (ufc/100 ml)	Coliphages (virus/100 ml)
<2	<0,5	négatif
2-10	0,5-10	
11-100	11-100	
>100	>100	positif

Les données de BHAA ne sont pas inscrites dans ces tableaux, mais elles se trouvent dans l'Appendice A. Ainsi, les résultats des analyses MPA se retrouvent dans l'Appendice A, mais ne seront pas discutés dans ce rapport puisque ces analyses servaient à la détermination de l'influence de l'eau de surface sur les eaux souterraines, sujet abordé dans le rapport du projet PARDE 3331.24.02.02 (Barbeau *et al.*, 2005), de même pour les résultats des analyses physicochimiques et des dénombrements de *Giardia* et *Cryptosporidium*. Le Tableau 4.2 présente les caractéristiques hydrogéologiques des sites choisis pour l'échantillonnage. Les municipalités étaient réparties dans les différentes régions du Québec et présentaient une variété de conditions hydrogéologiques.

Tableau 4.2 Caractéristiques hydrogéologiques des 12 municipalités

	Ascot Corner	Lennoxville	St-Alexandre	Val d'Or	St-Stanislas	Trois-Rivières	Wickham	Sis-Martyrs Canadiens	Martinville	Victoriaville	St-Alphonse	Princeville
Population	2437	4963	1810	31 798	1088	3500	2526	225	474	40 105	776	5753
Type de puits	Vertical	Vertical	Vertical	Horizontal	Horizontal	Vertical	Vertical	Vertical	Vertical	Vertical	Vertical	Horizontal
Type de nappe	Captive	Libre	Captive	Libre	Libre	Libre	Captive	Captive	Libre	Libre	Captive	Libre
Type de sol	Argile	Silt sablo-graveleux	Sable	Argile et blocaux	Sable gravier	Sable	Gravier sablonneux	Roc	Sable et gravier	Sable et gravier	roc	Sable et gravier
Débit (l/min)	227	1893	1427	45000	230	1230	150	62	58	1500	38025	3940
Profondeur puits (m)	25	15.8	13.7	32.3	2.5	10	19.8	91.5	1.5	7.5	25	3.5
DRASTIC*	60	159	108	167	208	185	87	65	191	185	84	208
Historique de contamination	Non	Non	Non	Non	Non	Non	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui
Source de contamination potentielle	Égout	Culture	Culture	Non	Non	Égout	Fosses septiques	Non	Pacage, égout	Culture, épandage	Fosse septique	Culture, épandage
Distance de la source de contamination potentielle (m)	400	30	50	s/o	s/o	140	75	s/o	100	30	150	<30

\* L'indice DRASTIC a été calculé au droit du puits et non pour toute la superficie des zones de protection. Si cette valeur est supérieure à 100, la source d'eau souterraine est considérée vulnérable selon les critères du MDDEP.

#### 4.1.1 Ascot Corner

L'eau de cette municipalité est tirée d'un puits à une profondeur de 27 m et n'a jamais connu d'épisode de contamination d'origine fécale dans le passé. Par contre, le puits est situé près d'une rivière (7 m) dans une zone avec des activités humaines. Les analyses effectuées n'ont révélé aucune contamination d'origine fécale (*E. coli*, entérocoques, coliphages, virus entériques). La présence de bactéries sporulées a été notée à quelques reprises, mais dans des concentrations très faibles, de même pour les BHAA (maximum 1 ufc/100 ml et 100 ufc/ml respectivement).

Tableau 4.3. Analyses microbiologiques : Ascot Corner

Ascot Corner	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	<i>E. coli</i> (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
15/12/2003	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
26/01/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
16/02/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
15/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
13/04/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
04/05/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
25/05/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
22/06/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
20/07/2004	0.5	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
17/08/2004	1.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
20/09/2004	1.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
12/10/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
02/11/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
23/11/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ

Coliphage: + ou – signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.1.2 Lennoxville (puits #5)

L'eau de cette municipalité est tirée d'un puits à une profondeur de 19.8 m qui est situé en zone inondable mais qui n'a jamais connu d'épisode de contamination d'origine fécale dans le passé. Une analyse MPA (Microscopic Particulate Analysis) était disponible et elle ne révélait aucun indice de contamination par des eaux de surface. Les analyses effectuées n'ont révélé aucune contamination d'origine fécale et l'absence de tous les microorganismes mesurés, à l'exception de bactéries sporulées (1 ufc/100 ml) dans un échantillon. Les concentrations en BHAA étaient aussi très faibles.

Tableau 4.4. Analyses microbiologiques : Lennoxville, puits #5

Lennoxville (puits #5)	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
16/12/2003	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
26/01/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
16/02/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
15/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
14/04/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
03/05/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
25/05/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
21/06/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
20/07/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
16/08/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
21/09/2004	1.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
12/10/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
01/11/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
22/11/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2

Coliphage: + ou – signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.1.3 Saint-Alexandre de Kamouraska (puits #2)

L'eau de cette municipalité est tirée d'un puits à une profondeur de 22.8 m n'a jamais connu d'épisode de contamination d'origine fécale dans le passé. À une seule occasion, une concentration de BHA supérieure aux normes a été rapportée. Les analyses effectuées n'ont révélé aucune contamination d'origine fécale (*E. coli*, entérocoques, coliphages, virus entériques). De même, les concentrations en BHAA ont toujours été très faibles.

Tableau 4.5. Analyses microbiologiques : Saint-Alexandre-de-Kamouraska

St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
15/12/2003	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
26/01/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
16/02/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
15/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
13/04/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
03/05/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
25/05/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
21/06/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
19/07/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
16/08/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
12/10/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
01/11/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
22/11/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ

Coliphage: + ou – signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.1.4 Val d'Or

L'eau de cette municipalité est tirée d'un puits de type caisson à collecteurs horizontaux. Le puits est situé à 50 m d'un lac et à 4 km de la ville, mais est tout de même situé dans une zone urbanisée. Ce site a été classé dans la catégorie "Négatif", malgré un historique de résultats hors-norme pour les coliformes totaux. Les analyses effectuées n'ont révélé aucune contamination d'origine fécale. Les seuls microorganismes retrouvés ont été des bactéries sporulées en deux occasions et à des concentrations faibles (0.5 et 1.5 ufc/100 ml). Des BHAA ont été retrouvés lors de plusieurs échantillonnages, mais les concentrations demeuraient faibles.

Tableau 4.6. Analyses microbiologiques : Val d'Or

Val D'Or	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
15/12/2003	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
26/01/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
16/02/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
15/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
13/04/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
04/05/2004	ND	ND	ND	ND	ND	ND	<2
25/05/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
22/06/2004	0.5	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
20/07/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
17/08/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
20/09/2004	1.5	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
12/10/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
02/11/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
23/11/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2

Coliphage: + ou – signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.1.5 Saint-Stanislas

L'eau de cette municipalité est tirée d'un drain horizontal. La Direction régionale nous avait indiqué que la source d'eau de cette municipalité était probablement sous influence d'eau de surface, d'où son classement dans la catégorie <Intermédiaire>. Par contre, la municipalité nous a indiqué qu'elle n'a jamais eu d'épisode de contamination. Les analyses effectuées n'ont révélé aucune contamination d'origine fécale. La présence de coliformes totaux a été observée dans un échantillon (0.5 ufc/100 ml). Seulement deux échantillons ont présenté des BHAA dans une concentration très faible (1 ufc/ml).

Tableau 4.7. Analyses microbiologiques : Saint-Stanislas

St-Stanislas	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
02/12/2003	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
13/01/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
24/02/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
02/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
30/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	△
20/04/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	△
11/05/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	△
08/06/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	△
06/07/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	△
03/08/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	△
07/09/2004	0.0	0.5	0.0	0.0	-	-	△
28/09/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	△
19/10/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	△
09/11/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	△

Coliphage: + ou – signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2 ).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.1.6 Trois-Rivières (Secteur Pointe du Lac, réservoir Sainte-Marguerite)

Les puits alimentant le réservoir Sainte-Marguerite sont verticaux tubulaires à une profondeur d'environ 10 m. Ce site avait été sélectionné par les responsables de l'eau potable de Trois-Rivières comme étant un puits potentiellement vulnérable. Il est situé près d'une zone urbaine et à proximité d'une sablière qui est une source potentielle d'eau de surface et nous l'avions classé dans la catégorie <Intermédiaire>. Les analyses effectuées n'ont révélé aucune contamination d'origine fécale. La présence de coliformes totaux dans un échantillon (1 ufc/100 ml) et de bactéries sporulées dans trois échantillons (0.5 et 1 ufc/100 ml) ont été observés. Les concentrations en BHAA étaient aussi très faibles dans tous les échantillons.

Tableau 4.8. Analyses microbiologiques : Trois-Rivières (Secteur Pointe-du-Lac)

Trois-Rivières (PDL) Réservoir Ste-Marguerite	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
01/12/2003	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
12/01/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
23/02/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
01/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
29/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
10/05/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
17/08/2004	1.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
07/09/2004	0.5	1.0	0.0	0.0	-	-	<2
27/09/2004	0.5	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
08/11/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2

Coliphage: + ou – signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.1.7 Wickham (puits C)

L'eau de cette municipalité est tirée d'un puits à une profondeur de 27.2 m. Le puits est situé en zone agricole et un développement résidentiel avec fosses septiques est situé à moins de 75 m du puits d'où son classement dans la catégorie <Intermédiaire>. Il n'y a pas d'historique de contamination d'origine fécale. Les analyses effectuées ont montré la présence d'entérocoques à deux reprises (2/14) à faible concentration (0.5 et 2 ufc/100 ml) et la présence dans 7/14 échantillons de coliformes totaux (0.5 à 179.5 ufc/100 ml). Les analyses n'ont mis en évidence aucun coliphage ni virus entérique humain cultivable.

Tableau 4.9. Analyses microbiologiques : Wickham (Puits C)

Wickham Puits C	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
01/12/2003	0.0	0.5	0.0	0.0	-	-	ND
13/01/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
25/02/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
01/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
29/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
21/04/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
10/05/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
07/06/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	Δ
06/07/2004	0.0	0.5	0.0	0.0	-	-	Δ
03/08/2004	0.0	147.5	0.5	0.0	-	-	Δ
07/09/2004	0.0	11.5	2.0	0.0	-	-	Δ
27/09/2004	0.0	179.5	0.0	0.0	-	-	Δ
18/10/2004	0.0	4.5	0.0	0.0	-	-	Δ
08/11/2004	0.0	0.5	0.0	0.0	-	-	Δ

Coliphage: + ou – signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.1.8 Saints-Martyrs-Canadiens

Cette municipalité utilise deux sources d'eau souterraine; un puits artésien et une source. Auparavant, la municipalité s'alimentait d'un réservoir collectant les eaux de ruissellement de la montagne et la présence de *E. coli* et de coliformes thermotolérants a été notée, d'où son classement dans la catégorie <Intermédiaire>. Nous avons choisi d'échantillonner seulement le puits artésien. Des coliformes totaux ont été détectés dans 8/12 échantillons (0.5 à 13.5 ufc/100 ml). Aucun coliphage n'a été détecté dans les échantillons. Des bactéries sporulées ont été notées dans quelques échantillons, de même que des BHAA mais dans des concentrations faibles. La présence de virus entériques humains cultivables a été observée dans un échantillon du mois de septembre. La concentration en coliformes totaux était alors de 13.5 ufc/100 ml.

Tableau 4.10. Analyses microbiologiques : Saints-Martyrs-Canadiens

Ss-Martyrs-Canadiens	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
09/12/2003	0.0	0.5	0.0	0.0	-	-	ND
09/02/2004	0.0	0.5	0.0	0.0	-	-	ND
08/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
05/04/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
26/04/2004	2.5	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
14/06/2004	0.0	0.5	0.0	0.0	-	-	<2
19/07/2004	2.0	2.0	0.0	0.0	-	-	<2
09/08/2004	0.0	13.5	0.0	0.0	-	-	<2
13/09/2004	0.0	13.5	0.0	0.0	-	-	2.8
12/10/2004	0.5	1.0	0.0	0.0	-	-	<2
25/10/2004	0.5	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
15/11/2004	0.0	3.0	0.0	0.0	-	-	<2

Coliphage: + ou – signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.1.9 Martinville

Cette municipalit   puise son eau d'un puits de surface situ     proximit   d'un ruisseau et d'une conduite d'égout et présente un historique de contamination (coliformes totaux et BHAA) et a été class e dans la catégorie des sites <Positifs>. Les concentrations en bactéries sporulées et en BHAA sont restées faibles tout au long des échantillonnages. Par contre, les analyses effectuées ont révélée une faible contamination d'origine fécale avec la présence d'entérocoques dans 1/14 échantillons à 0.5 ufc/100 ml. Des coliformes totaux ont été observés dans 9/14 échantillons avec un maximum de 520 ufc/100 ml correspondant à l'échantillon contenant les entérocoques. En l'absence de virus entériques humains, ces deux paramètres (entérocoques et fortes concentrations de coliformes totaux) laissent soupçonner une source de contamination et un suivi plus serré devrait être assuré.

Tableau 4.11. Analyses microbiologiques : Martinville

Martinville	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
01/12/2003	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
19/01/2004	0.0	1.0	0.0	0.0	-	-	ND
10/02/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
08/03/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	ND
06/04/2004	0.0	0.0	0.0	0.0	-	-	�
26/04/2004	0.0	0.5	0.0	0.0	-	-	�
17/05/2004	0.0	1.0	0.0	0.0	-	-	�
14/06/2004	0.0	3.5	0.0	0.0	-	-	�
12/07/2004	18.5	0.0	0.0	0.0	-	-	�
09/08/2004	0.0	520.0	0.5	0.0	-	-	�
13/09/2004	1.5	75.0	0.0	0.0	-	-	�
05/10/2004	0.5	38.0	0.0	0.0	-	-	�
26/10/2004	0.0	14.5	0.0	0.0	-	-	�
15/11/2004	0.0	6.5	0.0	0.0	-	-	�

Coliphage: + ou - signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.1.10 Victoriaville (secteur Arthabaska)

Cette municipalité tire en partie son eau de cinq puits tous situés en zone urbaine et à proximité d'une rivière. Étant donné l'impossibilité d'échantillonner un seul de ces puits, nous avons choisi d'échantillonner le mélange d'eau provenant des cinq puits. Des analyses effectuées le 29 octobre 2003 sur cette eau ont montré la présence de virus entériques humains (16 nppui/1000 litres) et le site a été classé dans la catégorie <Positifs>. La présence d'entérocoques (3/14), d'*E. coli* (1/14) et de coliphages (5/14) suggèrent une pollution d'origine fécale. Des bactéries sporulées ont été détectées dans tous les échantillons et des coliformes totaux ont été détectés dans 9/14 échantillons. Des BHAA ont aussi été dénombrées dans plusieurs échantillons dans des concentrations faibles toutefois. Des virus entériques humains ont été détectés dans un échantillon (30 mars 2004) dans lequel nous avons aussi retrouvé des coliformes totaux (41.5/ 100 ml), des entérocoques et des *E. coli* en faible concentration (0.5 ufc/100 ml pour chaque microorganisme).

Tableau 4.12. Analyses microbiologiques : Victoriaville

Victoriaville puits Arthabaska	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	<i>E. coli</i> (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
01/12/2003	14.5	5.0	0.5	0.0	-	+	ND
12/01/2004	37.0	29.5	0.0	0.0	-	+	ND
24/02/2004	16.0	5.0	0.0	0.0	-	-	ND
09/03/2004	50.0	28.5	0.0	0.0	-	+	ND
30/03/2004	109.0	41.5	0.5	0.5	-	+	9.2
27/04/2004	24.5	0.5	0.0	0.0	-	-	<2
11/05/2004	41.0	2.0	0.5	0.0	-	+	<2
08/06/2004	9.5	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
06/07/2004	8.5	1.0	0.0	0.0	-	-	<2
03/08/2004	9.0	2.5	0.0	0.0	-	-	<2
14/09/2004	6.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
28/09/2004	11.5	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
19/10/2004	5.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2
09/11/2004	3.0	0.0	0.0	0.0	-	-	<2

Coliphage: + ou - signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.1.11 Saint-Alphonse de Caplan

La municipalité puise son eau d'un puits vertical de 75 m de profondeur et qui présente un historique de contamination bactériologique (coliformes totaux, fécaux et streptocoques fécaux). Le puits est situé à 150 m d'un ruisseau et à 100 m d'une ancienne fosse septique (toujours présente au moment de l'étude) et a été classé dans la catégorie <Positifs>. Des coliformes totaux ont été trouvés dans tous les échantillons (14/14) à des concentrations de 1.5 à 1030 ufc/100 ml. Des bactéries sporulées ont aussi été retrouvées dans tous les échantillons à des concentrations élevées. Des BHAA ont aussi été retrouvées dans chacun des échantillons. De plus, les analyses effectuées ont montré la présence d'entérocoques (3/14), de *E. coli* (5/14) ainsi que de coliphages (3/14). Un niveau de contamination particulièrement élevé a été noté dans l'échantillon du 30 mars 2004 coïncidant avec la présence des coliphages et des virus entériques humains à une concentration de 589 nppui/1000 litres.

Tableau 4.13. Analyses microbiologiques : Saint-Alphonse de Caplan

St-Alphonse de Caplan	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
09/12/2003	36.0	40.0	0.0	6.5	-	-	ND
20/01/2004	49.0	14.5	0.0	1.0	-	-	ND
10/02/2004	55.0	3.5	0.0	0.5	-	-	ND
09/03/2004	49.5	1.5	0.0	0.0	-	-	ND
30/03/2004	3595.0	1030.0	41.5	12.5	+	+	589.3
27/04/2004	295.0	9.5	0.0	0.0	-	-	↻
18/05/2004	147.5	5.5	0.0	0.0	-	-	↻
15/06/2004	150.5	3.0	0.0	0.0	-	-	↻
14/07/2004	150.0	9.5	0.0	1.5	-	-	↻
10/08/2004	127.5	18.0	0.0	0.0	-	-	↻
14/09/2004	690.0	236.0	4.0	1.0	-	+	↻
05/10/2004	165.5	30.5	0.0	0.0	-	+	↻
26/10/2004	114.0	75.0	1.0	0.0	-	-	↻
16/11/2004	100.0	16.5	0.0	0.0	-	-	↻

Coliphage: + ou - signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### **4.1.12 Princeville**

Cette municipalité puise son eau dans des collecteurs horizontaux à 4 m de profondeur dans le sol et situés à 50 m d'une rivière. Une contamination historique par des coliformes totaux et fécaux ainsi que la présence de streptocoques fécaux a été rapportée. Les analyses ont montré que cette eau souterraine est fortement contaminée par une pollution fécale d'origine humaine. Des coliformes totaux ont été retrouvés dans tous les échantillons (14/14)   des concentrations variant de 12 à 955 ufc/100 ml. Des entérocoques (8/14) et *E. coli* (12/14) ont aussi été détectés comme le furent des coliphages mâles-spécifiques (2/14), des coliphages somatiques (6/14) et des virus entériques humains (6/14), ces derniers à des concentrations variant de 4 à 248 nppui/1000 litres. De plus, des bactéries sporulées et des BHAA ont aussi été retrouvées en fortes concentrations dans plusieurs échantillons. Pour les échantillons du 13 septembre 2004 et du 25 octobre 2004, une observation par microscopie électronique a été faite et la morphologie des virus observés suggère la présence de Reovirus. Pour l'échantillon du 25 novembre 2004, l'observation microscopique suggère la présence de Reovirus et de Picornavirus.

Tableau 4.14. Analyses microbiologiques : Princeville

Princeville	BHAA spores (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli (ufc/100ml)	Coliphages mâles-spécifiques (P/A 100ml)	Coliphages somatiques (P/A 100ml)	Virus entériques (nppui/1000 litres)
08/12/2003	61.5	76.5	1.0	0.0	-	-	ND
19/01/2004	105.0	330.0	0.0	0.5	+	-	ND
09/02/2004	87.5	32.0	0.0	0.5	-	-	ND
08/03/2004	690.0	955.0	10.5	10.0	-	+	ND
05/04/2004	235.0	61.5	0.5	0.5	-	-	17.2
26/04/2004	141.0	21.5	0.0	0.5	+	+	<2
17/05/2004	107.5	12.0	0.0	0.0	-	-	<2
14/06/2004	96.0	29.0	0.5	1.0	-	-	<2
12/07/2004	235.0	153.5	4.5	9.0	-	+	<2
09/08/2004	125.0	185.0	2.5	4.5	-	+	5.4
13/09/2004	160.0	500.0	4.0	10.0	-	+	248.5
04/10/2004	116.0	43.5	0.0	0.0	-	+	18.8
25/10/2004	82.0	18.0	0.0	0.5	-	-	62.3
15/11/2004	84.0	30.5	0.5	1.0	-	-	4.3

Coliphage: + ou – signifie la présence ou l'absence de coliphage lors de l'analyse par l'une ou l'autre des 3 méthodes utilisées (section 3.4.2).

Virus entériques: ND signifie non-déterminé (pas d'analyse)

#### 4.2 Comparaison des milieux MI et mTEC

Nous avons utilisé deux milieux de culture pour la détection d'*E. coli* dans le but de vérifier leur efficacité respective. Sur les 162 échantillons analysés, 21 contenaient des *E. coli*. *E. coli* a été mis en évidence dans 13/21 échantillons avec le milieu mTEC et 18/21 échantillons avec le milieu MI. Dans 10/21 échantillons, les deux milieux ont permis la détection des bactéries. Huit échantillons négatifs sur mTEC étaient positifs sur le milieu MI, alors que quatre échantillons négatifs sur MI étaient positifs sur le milieu mTEC (Tableau 4.15).

Tableau 4.15 Municipalités ayant présenté un résultat positif pour *E. coli* sur milieu MI ou mTEC

Site	Date	mTEC	MI	MI
		<i>E. coli</i>	<i>E. coli</i>	Coliformes totaux
Princeville	08-déc-03	2.0	0.0	76.5
Princeville	26-avril-04	0.5	0.5	330.0
Princeville	09-fév-04	0.0	0.5	21.5
Princeville	05-avril-04	0.0	0.5	18.0
Princeville	19-jan-04	1.0	0.5	32.0
Princeville	25-oct-04	0.5	0.5	61.5
Princeville	14-juin-04	0.0	1.0	29.0
Princeville	15-nov-04	0.0	1.0	30.5
Princeville	09-août-04	6.0	4.5	185.0
Princeville	12-juil-04	10.5	9.0	153.5
Princeville	08-mars-04	5.5	10.0	500.0
Princeville	13-sep-04	14.0	10.0	955.0
Saint-Alphonse de Caplan	05-oct-04	1.0	0.0	30.5
Saint-Alphonse de Caplan	10-fév-04	0.0	0.5	3.5
Saint-Alphonse de Caplan	20-jan-04	0.0	1.0	236.0
Saint-Alphonse de Caplan	14-sep-04	2.5	1.0	14.5
Saint-Alphonse de Caplan	14-juil-04	0.0	1.5	9.5
Saint-Alphonse de Caplan	09-déc-03	4.0	6.5	40.0
Saint-Alphonse de Caplan	30-mars-04	10.0	12.5	1030.0
Victoriaville	03-août-04	0.5	0.0	2.5
Victoriaville	30-mars-04	0.0	0.5	41.5
	<b>Positifs</b>	<b>13/21</b>	<b>18/21</b>	<b>21/21</b>

### 4.3 Détection des coliphages

Trois méthodes de détection des coliphages ont été utilisées: deux méthodes approuvées par la USEPA, soit les méthodes 1601 (Présence/Absence) et la 1602 (énumération), et une méthode d'adsorption élution des bactériophages sur membrane (INRS, avec énumération) qui a permis d'analyser des volumes d'eau plus grands. La méthode de concentration des bactériophages sur une membrane a permis de concentrer les bactériophages de 1000 ml à 25 ml. La détection des coliphages s'est faite par la méthode 1602 légèrement modifiée pour s'adapter au volume utilisé. Cette méthode a l'avantage d'augmenter le volume d'eau analysé, mais est plus laborieuse à mettre en œuvre. Malgré le faible nombre de résultats positifs, les résultats obtenus ont montré que pour la détection des coliphages somatiques (13/162 échantillons positifs), la méthode 1601 (présence/absence) a permis la détection de coliphages dans 13/13 échantillons alors que la méthode 1602 (énumération) a permis la détection de coliphages dans 5 échantillons (Tableau 4.16). La méthode de concentration a quant à elle permis la détection de coliphages somatiques dans 8/13 échantillons. En ce qui concerne les coliphages mâles-spécifiques, seulement 3/162 échantillons ont été trouvés positifs, deux par la méthode P/A (dont 1 avec une détection aussi par la méthode de concentration) et un autre échantillon où la méthode d'énumération et la méthode de concentration ont dénoté la présence de ce type de coliphage en faible concentration.

Tableau 4.16 Municipalités ayant présenté un résultat positif pour les coliphages

Municipalité	Date	Mâles -spécifiques			Somatiques		
		1601 (P/A)	1602 (ufp/100 ml)	(INRS) (ufp/100 ml)	1601 (P/A)	1602 (ufp/100 ml)	(INRS) (ufp/100 ml)
Princeville	26-avril	P	0.0	0.0	P	0.0	0.3
Princeville	13-sept.	A	0.0	0.0	P	1.0	0.6
Princeville	12-juil.	A	0.0	0.0	P	0.0	0.3
Princeville	9-août	A	0.0	0.0	P	0.0	0.5
Princeville	8-mars	A	0.0	0.0	P	27.0	11.3
Princeville	19-janv.	P	0.0	0.3	A	0.0	0.0
Saint-Alphonse de Caplan	30-mars	A	1.0	0.3	P	7.0	0.5
Saint-Alphonse de Caplan	14-sept.	A	0.0	0.0	P	0.0	0.0
Saint-Alphonse de Caplan	5-oct.	A	0.0	0.0	P	0.0	0.0
Victoriaville	1-déc.	A	0.0	0.0	P	0.0	0.0
Victoriaville	12-janv.	A	0.0	0.0	P	0.0	0.0
Victoriaville	9-mars	A	0.0	0.0	P	2.0	3.6
Victoriaville	30-mars	A	0.0	0.0	P	1.0	0.2
Victoriaville	11-mai	A	0.0	0.0	P	0.0	0.0
<b>Total</b>		<b>2</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>13</b>	<b>5</b>	<b>8</b>

#### 4.4 Valeur prédictive des indicateurs microbiens

Le Tableau 4.17 décrit la valeur prédictive (Hrudey et Rizak, 2004) des analyses bactériologiques utilisées (*E. coli* et entérocoques) pour la mise en évidence d'une contamination virale. Comme on le voit, la mise en évidence d'un vrai résultat positif pour les virus n'a été que de 41.2%. C'est-à-dire qu'un résultat positif en bactériologie (*E. coli* ou entérocoques) indique aussi, dans 41.2%, une contamination virale alors que l'absence de ces bactéries indique aussi l'absence de contamination virale dans 97.9% des cas. En l'absence de paramètres qui seraient associés uniquement aux matières fécales humaines (source des virus entériques), il n'a pas été possible de dissocier les résultats provenant de sites sous influence humaine de ceux sous influence animale. La sensibilité de l'utilisation des indicateurs est de 77,8%, ce qui indique que nous avons dans 77,8% des cas, nous identifions correctement le danger. Par contre, dans 22,2% des cas, nous identifions une situation comme dangereuse alors qu'elle ne l'est pas. Une situation dangereuse étant définie comme la présence de virus entériques humains. La spécificité de la méthode est de 90,4% ce qui indique que dans 90,4% des cas, nous affirmons qu'une situation est dangereusement alors qu'elle l'est réellement. Cela signifie par contre que dans 9,6% des cas, nous affirmons qu'une situation n'est pas dangereuse alors qu'elle l'est réellement. C'est le cas lorsqu'il y a absence d'indicateurs de pollution fécale et présence de virus entériques humains. L'efficacité globale des paramètres microbiens à prédire correctement la présence des virus est de 89,4%, ce qui laisse donc place à la recherche d'autres moyens pour identifier les sites contaminés par les virus. Dans le cas d'un indicateur parfait, nous aurions une valeur de 100% pour l'efficacité du test.

Tableau 4.17 Valeur utilisées pour le calcul des valeurs prédictives des indicateurs microbiens pour les virus entériques humains cultivables (valeurs tirés des analyses effectuées).

	<b>Virus +</b>	<b>Virus -</b>
<b>Indicateur +</b>	7	10
<b>Indicateur -</b>	2	94

Tableau 4.18 Valeur prédictive des indicateurs microbiens pour les virus entériques humains cultivables.

		Danger réel	Réellement aucun danger		
		Virus +	Virus -		
Un résultat analytique positif indique un danger (D)	Indicateur +	VP (vrai_pos) selon fréquence $DSe$	FP (faux_pos) selon fréquence $\alpha$	VP + FP	
Un résultat analytique négatif indique "aucun danger" (AD)	Indicateur -	FN (faux_neg) selon fréquence $\beta$	VN (vrai_neg) selon fréquence $DSp$	FN + VN	
		Probabilité de danger $P[D] \times n = [VP + FP]$	Probabilité de "aucun danger" $P[AD] \times n = (1 - P[D]) = [FP + VN]$	$n = VP + FP + FN + VN$	

Sensibilité (DSe):	77.8%
Spécificité (DSp):	90.4%
Valeur prédictive (vrai résultat positif, VPp):	41.2%
Valeur prédictive (vrai résultat négatif, VPn):	97.9%
Efficacité du test (% vrai):	89.4%

# CHAPITRE 5

## 5 DISCUSSION

Les objectifs de ce projet étaient de déterminer la qualité microbiologique de différentes sources souterraines municipales d'alimentation en eau potable et de proposer une ou des méthodes pour déterminer la possibilité de contamination virale de ces eaux souterraines. Dans un premier temps, un bref rappel des résultats principaux est présenté. Dans cette section, des hypothèses concernant les sources de contamination sont énoncées. Les résultats de la présente étude seront comparés à d'autres études similaires effectuées aux États-Unis dans le but de valider l'hypothèse que les eaux souterraines québécoises ne sont pas si différentes des eaux souterraines américaines (c'est-à-dire possibilité de contamination virale). Par la suite, nous déterminons quels paramètres devraient être mesurés dans le but de déterminer si une eau souterraine est vulnérable à une contamination par des virus entériques humains. De plus, nous analysons les méthodes disponibles pour la détection de *E. coli*, des coliformes totaux et des coliphages afin de suggérer aux autorités gouvernementales la meilleure méthode pour déterminer la qualité d'une eau souterraine dans le but de protéger la santé publique. Enfin, l'importance d'échantillonner régulièrement l'eau brute des puits est mise en évidence afin de sensibiliser les autorités gouvernementales à inclure ce type d'analyse dans la réglementation.

### 5.1 Qualité des eaux souterraines étudiées

Le pré-classement que nous avons fait des sites étudiés était généralement correct et un seul site (Sts-Martyrs-Canadiens) a été trouvé positif aux virus entériques humains en l'absence des autres indicateurs bactériologiques de pollution fécale (*E. coli*, entérocoques et coliphages). Toutefois, des coliformes totaux étaient présents à ce site de façon sporadique. Cette observation permettrait au Ministère de prendre des décisions de traitement sur la base des données historiques disponibles et d'une bonne enquête sanitaire supplémentaire. Effectivement, le Ministère peut consulter les banques de données déjà existantes en ce qui concerne la qualité microbiologique des eaux

souterraines. Il devient alors important d'avoir des données sur l'eau brute, avant toute forme de traitement afin de pouvoir déceler une variation de la qualité d'eau brute.

Aucun des sites classés <Négatif> n'a présenté d'indication de pollution fécale ou même de dégradation de qualité de leur source d'eau (Tableau 5.1) confirmant ainsi un historique de qualité. Les sites classés <Intermédiaire> (i.e., soupçonnés d'être contaminés) présentaient parfois une pollution d'origine fécale faible avec ou non présence de coliformes totaux (Tableau 5.1), une indication connue d'une dégradation de la qualité de l'eau souterraine. Le puits de Sts-Martyrs-Canadiens est le seul de cette catégorie à avoir montré la présence de virus entériques humains et ce, malgré sa profondeur de 91.5 m. Ceci invalide l'hypothèse que les puits très profonds ne peuvent pas être contaminés par des virus. La source de contamination de ce puits n'a pas pu être identifiée avec certitude. Par contre, la nature du sol où se situe le puits (roc) nous permet d'imaginer un apport d'eau provenant de distances importantes et une source de contamination pouvant être loin du puits. De plus, l'absence d'indicateur bactérien de pollution fécale et la présence de virus entériques humains en septembre à ce site met en évidence l'importance de se fier à d'autres paramètres pour évaluer la qualité d'une eau souterraine. Nous remarquons une augmentation du nombre de coliformes totaux lors des mois d'août et de septembre (13.5 UFC/100ml) alors que les autres mois, les valeurs se situaient entre 0 et 3.5 UFC/100ml. Une telle variation dans la qualité de l'eau pourrait être l'indice d'une dégradation, et qu'un suivi plus accru devrait être effectué afin de s'assurer de l'efficacité des traitements en place. En ce qui concerne le site de Martinville, aucun virus entérique humain n'a été détecté mais la présence d'entérocoques et de fortes concentrations de coliformes totaux laissent soupçonner une source de contamination et un suivi plus serré devrait être assuré.

L'eau de tous les sites classés <Positif> contenaient des indicateurs de pollution d'origine fécale et trois sites sur quatre contenaient aussi des virus entériques humains (Tableau 5.1). Ces sites devraient faire l'objet d'un suivi serré et possiblement d'une révision des objectifs de traitement et de désinfection. Ces sites subissent tous une désinfection mais étant donné la présence de virus entériques humains, l'atteinte d'une inactivation d'au moins 4 log de virus est nécessaire et il serait souhaitable de s'assurer que l'objectif soit

atteint. Dans une optique de gestion intégrée de la ressource en eau, les sources de pollution fécale auraient avantage à être identifiées et si possible, éliminées. Par exemple, le site de St-Alphonse de Caplan a montré une concentration en virus entériques humains de 589 nppui/1000 l, niveau semblable à celui retrouvé dans des eaux de surface ailleurs au Québec (Payment, 2003). Dans ce cas-ci, une ancienne fosse septique était présente à 100 m du puits. Depuis la fin du projet (novembre 2004), cette fosse fut retirée et les responsables de la municipalité nous ont rapporté que la qualité de l'eau brute de leur puits s'est nettement améliorée. Un nouveau projet de détermination de la qualité microbiologique d'eaux souterraines au Canada (début en septembre 2005) poursuivra l'échantillonnage à cette municipalité et sera en mesure d'évaluer de façon plus précise si cette fosse septique était la seule source de pollution fécale d'origine humaine. Le cas de Princeville est aussi intéressant car lors de notre visite sur le site, le responsable nous a indiqué que le puits, situé à 50 m d'une rivière, était alimenté en partie par des drains souterrains qui "facilitent le passage de l'eau de la rivière vers le puits". Cette rivière est située en zone agricole et reçoit des effluents d'eau usée non-traités en amont (33 km). Par contre, un représentant du MDDEP connaissant bien la région nous a assuré que le long de cette rivière, plusieurs habitants rejetaient probablement leurs eaux usées directement dans les fossés qui se déversent dans la rivière par la suite. Il est donc devenu évident que le puits en question était influencé par cette eau de surface et que la rivière était la source de contamination du puits. D'ailleurs, à ce site, un des échantillons contenant des virus entériques humains était négatif pour la présence des indicateurs bactériologiques de pollution fécale (4 octobre 2004). Toutefois, une forte concentration de coliformes totaux a été notée lors de ce même prélèvement (43,5 UFC/100ml). En ce qui concerne les autres sites présentant des résultats positifs en virus entériques humains (Victoriaville, Sts-Martyrs-Canadiens), les sources de pollution n'ont pas été identifiées de façon aussi précise.

La présence dans une eau souterraine d'un indicateur de pollution fécale ou encore la seule présence de virus entériques humains suggère une contamination potentielle par une source de pollution fécale. Une telle observation nécessite un suivi plus serré et possiblement une obligation de désinfection afin de protéger la santé publique.

Nous avons noté à plusieurs sites la présence de BHAA et l'absence ou une très faible densité et occurrence de bactéries sporulées. Ceci est indicateur d'une possible recroissance entre le prélèvement et l'analyse. Par exemple, à Wickham, nous avons souvent dénoté la présence de BHAA à des concentrations supérieures à 3000 UFC/ml (Appendice A) mais l'absence de bactéries sporulées. Ceci suggère une recroissance possible (délai entre échantillonnage et envoi des échantillons) ou des contaminations lors des prélèvements. Dès lors, il est avantageux d'utiliser les bactéries sporulées dans la détermination de la dégradation d'une source.

Tableau 5.1 Récapitulatif des résultats des analyses microbiologiques

	BHAA	BHAA spores	Entérocoques	<i>E. coli</i>	Coliformes totaux	Coliphages mâles-spécifiques	Coliphages somatiques	Virus entériques
Ascot Corner	2/14	3/14	-	-	-	-	-	-
Lennoxville (puits #5)	3/13	1/14	-	-	-	-	-	-
Saint-Alexandre de Kamouraska	11/13	-	-	-	-	-	-	-
Val d'Or	7/11	1/13	-	-	-	-	-	-
Saint-Stanislas	2/14	-	-	-	1/14	-	-	-
Trois-Rivières (Pointe du Lac)	3/10	3/10	-	-	1/10	-	-	-
Wickham	13/14	-	2/14	-	7/14	-	-	-
Saints-Martyrs-Canadiens	11/12	4/12	-	-	8/12	-	-	1/9
Martinville	11/14	3/14	1/14	-	9/14	-	-	-
Victoriaville	8/14	14/14	3/14	1/14	9/14	-	5/14	1/10
Saint-Alphonse	14/14	14/14	3/14	6/14	14/14	1/14	3/14	1/10
Princeville	14/14	14/14	8/14	11/14	14/14	2/14	6/14	6/10

### 5.1.1 Opération des systèmes étudiés

Tout au cours de ce projet de recherche, les opérateurs ou responsables des systèmes de distribution d'eau potable ont été contactés afin d'obtenir différentes informations sur

leurs systèmes. Il a été constaté que dans certaines municipalités, les opérateurs connaissent leur système de façon approfondie: les traitements appliqués, les débits de fonctionnement, les aires de protection, etc. Ces responsables étaient intéressés par les résultats du projet, par des améliorations possibles de leurs traitements ou l'élimination des sources possibles de contamination. Par contre, dans la majorité des cas, les opérateurs ne pouvaient répondre aux questions les plus simples telles que: êtes-vous considéré comme un réseau chloré ou non? Quelles sont les concentrations résiduelles de chlore en réseau? Ce sont pourtant des informations de bases que les opérateurs devraient connaître dans le but de respecter les exigences réglementaires. Un autre exemple est le lieu de prélèvement des échantillons. Tel que mentionné précédemment, nous souhaitions prendre nos échantillons à l'eau brute, avant toute forme de traitement (ex. désinfection au chlore). Malgré une explication détaillée, une visite sur les lieux et un protocole écrit, il est pourtant arrivé de recevoir des échantillons contenant des concentrations de chlore variant entre 0,15 et 1,5 mg/L. Lorsque les responsables de ces échantillonnages étaient contactés afin d'obtenir une explication, ils nous répondaient simplement : " Je ne comprends pas, il ne devrait pas y avoir de chlore... Je ne sais pas ce qui se passe... Ça ne se peut pas qu'il y ait du chlore...". Ces réponses démontrent un manque de connaissances sur les systèmes que ces opérateurs doivent gérer. Malgré la formation obligatoire des opérateurs selon la réglementation québécoise, plusieurs lacunes sont notées. Ce qui est inquiétant est que nous avons travaillé avec seulement 12 municipalités au Québec et que nous avons pu constater le manque de connaissance sur les systèmes alors qu'il y a, en date de juillet 2002, 2894 réseaux municipaux au Québec (MDDEP, 2004).

## **5.2 Fréquence d'isolement de virus entériques humains**

Sur les 107 échantillons prélevés pour la détection des virus entériques humains, 9 étaient positifs, ce qui correspond à 8,4% des échantillons. Tel que mentionné précédemment, il est difficile de comparer efficacement ces résultats avec d'autres études car les sites échantillonnés, les volumes filtrés et les méthodes de détections diffèrent. Sur les 9 positifs que nous avons obtenus, 8 sont associés aux sites classés <Positifs> et 1 à un site de la catégorie <Intermédiaire>. De plus, il faut être conscient que pour avoir présence de

virus entériques humains il est impératif d'avoir une source de pollution fécale humaine. Sans ce type de source de pollution, aucun virus entérique humain n'aurait pu être détecté. En considérant les fréquences d'isolement de virus entériques humains mentionnées au Tableau 1.7, il est possible de comparer le pourcentage d'échantillons positifs tel que montré au Tableau 5.2. Seulement les résultats obtenus par la méthode de culture cellulaire sont rapportés dans ce tableau puisqu'il a été établi précédemment que les résultats de culture cellulaire et de RT-PCR ne sont pas très bien corrélés. Dans le cas présent, il s'agit de comparer nos résultats (obtenus par culture cellulaire et immunoperoxydase) avec les autres résultats les plus semblables (selon la méthodologie utilisée), i.e, les résultats obtenus par culture cellulaire de différentes études portant sur la qualité virologique d'eaux souterraines.

Deux études sortent de l'ordinaire avec des pourcentages de 20 et 35%. Il est à noter que pour l'une d'elles, le choix des sites comportait 16 puits avec un historique de contamination alors il n'est pas surprenant d'observer des fréquences d'isolement plus élevées. Il est possible de constater que nos résultats se retrouvent dans la même gamme que les autres études semblables, i.e, entre 0 et 8,6%. Cela confirme donc l'hypothèse que certaines eaux souterraines du Québec peuvent être contaminées par des virus entériques humains.

Tableau 5.2 Fraction des échantillons contenant des virus entériques humains de différentes études (méthode de détection: culture cellulaire)

Type d'eau souterraine	Résultats de culture cellulaire	% positifs	Référence
Varié	13/150	8,6%	Abbaszadegan <i>et al.</i> , 1999
Varié	2/10	20%	Abbaszadegan <i>et al.</i> , 1993
Varié	22/539	4%	Abbaszadegan <i>et al.</i> , 2003
Historique de contamination	20/332	6%	Lieberman <i>et al.</i> , 2002
Varié	5/310	1,6%	Yates <i>et al.</i> (non-publié)
Puits peu profonds	0/90	0%	Banks et Battigelli, 2002
Varié	1/27	3,7%	Banks <i>et al.</i> , 2001
Varié	5/59	8,5%	Lindsey <i>et al.</i> , 2002
Certains près de sites épandage	0/194	0%	Borchardt <i>et al.</i> , 2003
16 puits avec historique de contamination	7/20	35%	Karim <i>et al.</i> , 2004
Varié	9/107 + immuno-peroxydase	8,4%	Présente étude

### 5.3 Indicateur de pollution et de qualité

Les données obtenues ne permettent pas de suggérer un seul organisme indicateur de pollution fécale. Cette conclusion est d'ailleurs semblable à celle des études américaines sur le sujet (Atherholt *et al.* 2003). Seuls ou en groupe, les entérocoques, *E. coli* et les coliphages sont des indicateurs de pollution fécale. La présence d'un seul de ces indicateurs suggère qu'une eau souterraine est vulnérable et qu'un suivi devrait être effectué afin de déterminer la source de la pollution pour l'éliminer ou encore pour mettre en place un traitement approprié. En effet, le passage de microorganismes provenant de la surface laisse supposer une filtration insuffisante par le sol et la présence non seulement de bactéries ou de virus entériques, mais aussi de kystes de parasites beaucoup plus difficiles à éliminer.

En ce qui concerne la qualité générale de l'eau, les coliformes totaux restent un bon indice de qualité, leur présence et leur concentration étant plus prononcées aux sites les plus contaminés. Puisque des milieux de cultures sont maintenant conçus pour détecter simultanément les coliformes totaux et *E. coli*, des données sur la qualité globale de l'eau souterraine et une pollution fécale potentielle pourront être obtenues. Suite à une mesure simultanée des coliformes totaux et d'*E. coli*, la mesure des coliphages (somatiques et/ou mâles-spécifiques), apparaît superflue puisqu'elle n'apporte aucune information supplémentaire et s'avère beaucoup plus coûteuse.

Dans le cas des 2 échantillons positifs pour les virus entériques humains mais négatifs pour tous les indicateurs microbiens, cette observation indique une pollution fécale humaine qui n'a pu être mise en évidence par les indicateurs fécaux proposés. Il est possible que des analyses bactériologiques plus fréquentes aient pu déceler la contamination de cette eau. Cependant, lorsque la concentration virale est faible et que les conditions environnementales sont propices, la survie des virus peut dépasser celle des indicateurs bactériens. La mesure des coliphages mâles-spécifiques ne nous a pas donné d'indications supplémentaires à celles de la mesure des *E. coli*. Selon les données obtenues, les coliphages F-ARN (mâles-spécifiques) proposés par le RQEP ne nous apparaissent pas intéressants comme indicateur de pollution fécale des eaux souterraines. Le coût et la complexité relative de la méthode demeurent aussi des facteurs limitants.

#### **5.4 Comparaison de milieux MI et mTEC**

Il est très difficile de conclure sur les résultats car la détection de bactéries à de telles concentrations (entre 0 et 14 UFC /100ml) est associée à un élément de probabilité qui est fonction de la distribution des bactéries dans le milieu. Qu'un milieu de culture ait détecté 0.5 UFC/100ml et l'autre 0 UFC/100ml n'est pas particulièrement différent. La préparation de milieux demande sensiblement le même temps considérant l'ajout d'additifs (MI) ou de préparation de solution annexe (mTEC). Le coût des milieux et des réactifs est toutefois différent. Le Tableau 5.3 présente les coûts (approximatifs, calculés en octobre 2004) associés à la préparation des milieux (réactifs, milieux et matériel) ainsi que les coûts associés à la filtration (membranes et pétris). Le tout est calculé pour la préparation de 100 ml de milieu et une distribution de 3 ml de milieu par Pétri. Il est

possible de constater que la différence de coût est d'environ 0.50\$ par filtration (1,99-1,52=0,47\$). De plus, si l'on ajoute l'utilisation d'un deuxième milieu comme le m-Endo pour l'énumération des coliformes totaux (environ 0,90\$ par filtration), on se retrouve à un total d'environ 2,50\$ pour l'analyse de *E. coli* et des coliformes totaux par l'utilisation du mTEC et du m-Endo contre environ 2\$ avec l'utilisation du MI. Ces coûts n'incluent pas la main d'œuvre et le fait de devoir utiliser deux types d'incubateur (deux températures différentes).

Tableau 5.3 Comparaison des coûts des milieux MI et mTEC

<b>Coli totaux et <i>E. coli</i> (MI) 100ml de milieu, 3ml/pétri</b>				<b><i>E. coli</i> (mTEC) (100ml de milieu, 3ml/pétri)</b>			
	qté	coût unitaire(\$)	coût		qté	Coût unitaire (\$)	coût
MI (milieu)	3.65	8.5	31.03	mTEC (milieu)	4.53	0.7	3.17
cefsulodine	0.001	175	0.18	pétris	30	0.32	9.60
acrodisc	1	3.5	3.50	membranes	30	0.515	15.45
Pétris	30	0.32	9.60	urée	2	0.08	0.16
membranes	30	0.515	15.45	phenol red	0.01	1.6	0.02
		total 30 pétris	59.75	tampon absorbant.	30	0.57	17.10
		<b>1 filtration</b>	<b>1.99</b>			total 30 pétris	45.50
						<b>1 filtration</b>	<b>1.52</b>

L'incubation du milieu MI se fait à une seule température alors que le mTEC requiert deux températures différentes, augmentant les manipulations nécessaires et le matériel requis. Le dénombrement des colonies sur le milieu MI nécessite l'utilisation d'une lampe UV. Les colonies d'intérêt apparaissant fluorescentes. L'énumération en est donc plus difficile selon l'œil de l'observateur et le nombre de colonies apparaissant sur la membrane. Lors du présent projet, les eaux n'étaient pas très chargées et des dilutions ont été effectuées lorsque nécessaire. Aucun problème de lecture n'est survenu (4 observateurs différents). Toutefois, dans le cas d'autres types d'eaux (ex. eaux de piscines), la fluorescence des colonies n'apparaît pas de façon aussi évidente lorsque les membranes étaient très chargées. Des dilutions auraient peut-être pu améliorer la

situation. Dans un tel cas, l'utilisation du milieu mTEC où l'énumération des colonies d'intérêt repose sur base colorimétrique uniquement aurait peut-être été recommandé.

Malgré tout, le milieu MI, nonobstant son coût plus élevé, nous paraît une meilleure alternative au milieu mTEC pour les eaux souterraines peu contaminées. Facile à utiliser, le milieu MI ne requiert qu'une seule température d'incubation, ce qui facilite le travail en laboratoire et il permet l'énumération simultanée des coliformes totaux et des *E. coli*. Si nous considérons le coût d'utilisation de deux milieux de culture différents pour l'énumération des coliformes totaux et des *E. coli* (ex. mTEC et m-Endo), le milieu MI est plus économique. Les données sur les coliformes totaux suggère une dégradation de la qualité avant même que la pollution fécale soit importante et de ce fait, ils nous apparaissent comme un paramètre important à mesurer, d'où la nécessité de statuer sur quel type de milieu serait le plus adéquat pour la détection de ces deux paramètres.

### **5.5 Comparaison des méthodes de détection des coliphages**

Dans ce cas-ci, seulement 13/162 et 3/162 échantillons étaient positifs pour les coliphages somatiques et mâles-spécifiques respectivement. La méthode de Présence/Absence (P/A) de la USEPA semble la plus sensible pour la détection de coliphages somatiques. Ceci peut s'expliquer par le fait qu'il y a peu de coliphages dans les eaux souterraines et que la méthode P/A permet de mieux détecter ces faibles concentrations, les phages n'étant pas stressés par la méthode de culture. D'ailleurs, Ballaster *et al.* (2005) arrivent à la même conclusion. Dans leur cas, la technique de détection par enrichissement (présence/absence) a permis la détection de coliphages somatiques dans 55% des échantillons contre 9,8% des échantillons avec la méthode d'énumération et de 58% contre 8% pour les coliphages mâles-spécifiques. Malgré tout, le très faible nombre de résultats positifs de notre étude ne permet pas de conclure à la nette supériorité d'une méthode de détection des coliphages mâles-spécifiques. Puisque dans une eau souterraine, la présence d'un seul coliphage nous indique une contamination, la méthode de 1601 qui détermine la présence ou l'absence de coliphage nous semble la plus appropriée pour détecter les coliphages mâles-spécifiques. De plus, cette méthode est simple à mettre en œuvre et nécessite peu de matériel contrairement aux autres méthodes testées.

## **5.6 Fréquence d'échantillonnage**

Lors de cette étude, des échantillons ont été prélevés une ou deux fois par mois. Un prélèvement mensuel semble être un minimum afin de déterminer la qualité microbiologique d'une eau souterraine et d'en assurer le suivi. Un suivi plus serré serait peut-être approprié, mais il nous faudrait faire un suivi quotidien de l'eau souterraine afin de statuer sur la fréquence optimale d'échantillonnage nous permettant de détecter une contamination. Dans le cas présent, puisque ce type d'échantillonnage n'a pas été effectué, il nous apparaît prudent de recommander un échantillonnage une fois par mois. Le RQEP prévoit déjà un minimum de 2 échantillons par mois à l'eau distribuée, ce qui permettrait de déceler une détérioration de la qualité de la source d'eau aux sites qui ne désinfectent pas cette eau avant de la distribuer.

La probabilité de détecter une contamination augmente avec le nombre d'échantillons pris au même endroit. Dans le cadre du présent projet, un maximum de 10 échantillons (1 ou 2/mois) pour la détection de virus entériques humains a été prélevé à chacun des sites. Pour trois des sites, seulement un prélèvement était positif en virus entériques humains. Si nous avons échantillonné seulement une fois à chacun des sites, il y a de fortes possibilités que nous ayons obtenu un résultat négatif en virus entériques humains, ce qui renforce l'importance d'effectuer plusieurs échantillonnages au même site avant de statuer sur sa qualité d'eau souterraine.

## **5.7 Échantillonnage à l'eau brute**

Un réseau alimenté en eau souterraine et qui est désinfecté devrait faire l'objet d'analyses mensuelles à l'eau brute de façon à pouvoir ajuster les traitements, si nécessaire. Présentement, à moins d'être classé comme "réseau vulnérable non-désinfecté", les responsables de l'eau potable d'une municipalité ne sont pas tenus de prélever des échantillons à l'eau brute pour en déterminer sa qualité. Pourtant, il semble impératif de connaître la qualité d'eau brute afin d'appliquer un traitement approprié et efficace. Il a été montré dans la revue de littérature que plusieurs éclosions de maladies d'origine hydrique ont eu lieu en l'absence d'un traitement adéquat suite à une variation soudaine de la qualité d'eau brute. Sans aucune connaissance sur la qualité d'eau brute et en cas de contamination importante, les correctifs ne seront apportés que lors de la détection en

réseau de microorganismes indicateurs et dès lors, les consommateurs auront eu le temps de boire cette eau.

Dans le cadre du présent projet, nous avons noté une dégradation de la qualité de l'eau brute qui semble être mise en évidence par une augmentation des concentrations en coliformes totaux dans l'eau brute, et ce, avant même que la pollution fécale ne soit présente (*E. coli* ou entérocoques). Pour toutes ces raisons, un suivi mensuel des paramètres de qualité de l'eau brute (coliformes totaux et *E. coli*) est recommandé aux municipalités dont la source d'eau potable est une eau souterraine. Les municipalités pourraient facilement inclure une analyse par mois à l'eau brute. Puisque les municipalités ont déjà des échantillons d'eau traitée à prélever au minimum une fois par mois, ils pourraient utiliser cette occasion pour inclure un échantillon d'eau brute. Ainsi, aucun frais de transport additionnel ne serait nécessaire puisque les deux bouteilles d'eau (eau traitée et eau brute) pourraient être envoyées dans une seule et même glacière. De plus, les opérateurs doivent se rendre au puits de façon régulière pour l'entretien général (mesure de chlore, température, etc.) donc le prélèvement d'un échantillon additionnel ne nécessiterait que quelques minutes supplémentaires chaque mois. Le seul coût réellement impliqué serait alors le coût des analyses faites par le laboratoire. De façon générale, les laboratoires demandent environ 35-40\$ pour une analyse d'*E. coli* et de coliformes totaux. On parle donc d'un coût annuel de 420-480\$ pour une municipalité .

## 6 CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

Lors de ce projet de recherche, il a été possible de déterminer la qualité microbiologique et virologique de l'eau de 12 municipalités au Québec. Les résultats obtenus permettent de constater que les eaux souterraines du Québec ne sont pas toujours à l'abri de toute contamination. De plus, il a été possible de constater qu'un puits très profond peut être contaminé (Sts-Martyrs-Canadiens). Les résultats obtenus permettent de faire les recommandations qui suivent dans le but de modifier les réglementations en place afin de mieux protéger la santé publique:

- 1) La surveillance de la qualité microbiologique des eaux brutes devrait être une priorité afin de s'assurer que les traitements appliqués sont suffisants pour protéger la santé publique. Nous avons observé des variations importantes dans la qualité microbiologique des eaux de certains sites étudiés, variations qui n'auraient pas été mises en évidence par la seule analyse de l'eau distribuée. Étant donné que le niveau de traitement doit être fait en fonction du niveau de contamination, cette surveillance est importante.
- 2) Les eaux souterraines contenant des coliformes totaux, même en faible nombre, devraient faire l'objet d'une surveillance accrue, surtout si elles ne sont pas désinfectées.
- 3) La mesure à l'eau brute des coliformes totaux et d'*E. coli* sur un milieu tel le MI permettrait à elle seule d'assurer un suivi suffisant pour indiquer une présence potentielle de virus entériques humains dans un milieu sous influence anthropogénique. Le suivi régulier des eaux brutes par une méthode permettant la détection simultanée de ces deux types de bactéries apparaît comme la solution la plus économique et fiable.
- 4) Le suivi virologique des eaux brutes n'est pas recommandé, non seulement à cause de son coût élevé, mais aussi parce que les indicateurs usuels de pollution fécale permettent de détecter la dégradation des eaux souterraines avec une probabilité minimale de contamination virale.

Les eaux souterraines restent généralement une bonne source d'approvisionnement en eau potable. Toutefois, il faut rester prudent et être conscients que ces eaux ne sont pas à l'abri d'une contamination. Des analyses fréquentes de paramètres faciles à mesurer (*E. coli*, coliformes totaux) pourraient permettre de déceler rapidement une pollution

d'origine fécale ou une dégradation de la qualité de la source d'eau souterraine. Dès qu'un tel changement est noté, des mesures correctrices devraient être apportées (traitement, recherche et élimination de la source de contamination) afin de protéger la santé des consommateurs.

## 7 RÉFÉRENCES

- Abbaszadegan, M., M. LeChevallier, C. Gerba. 2003. Occurrence of viruses in US groundwaters. *Journal American Water Works Association* 95, no. 9: 107-20.
- Abbaszadegan, M., M. S. Huber, C. P. Gerba, I. L. Pepper. 1993. Detection of enteroviruses in groundwater with the polymerase chain reaction. *Applied and Environmental Microbiology* 59, no. 5: 1318-24.
- Abbaszadegan, M., P. Stewart, M. LeChevallier. 1999. A strategy for detection of viruses in groundwater by PCR. *Applied and Environmental Microbiology* 65, no. 2: 444-49.
- Abbaszadegan, M., P. W. Stewart, M. W. LeChevallier, C. P. Gerba. 1998. Application of PCR technologies for virus detection in groundwater, Rapport AWWARF 90740.
- Agbalika, F., P. Hartemann, J. M. Foliguet. 1984. Trypsin-treated MA-104: a sensitive cell line for isolating enteric viruses from environmental samples. *Applied and Environmental Microbiology* 47, no. 2: 378-80.
- Anderson, A. D., A. G. Heryford, J. P. Sarisky, C. Higgins, S. S. Monroe, S. Beard, C. M. Newport, J. L. Cashdollar, S. Fout, D. E. Robbins, S. A. Seys, K. J. Musgrave, C. Medus, J. Vinjé, J. S. Bresee, H. M. Mainzer, R. I. Glass. 2003. A waterborne outbreak of Norwalk-like virus among snowmobilers - Wyoming, 2001. *JID* 187: 303-6.
- Atherholt, T., E. Feerst, B. Hovendon, J. Kwak, J. D. Rosen. 2003. Evaluation of indicators of fecal contamination in groundwater. *Journal American Water Works Association* 95, no. 10: 119-31.
- AWWA. 1999. Waterborne pathogens. AWWA Manual of water practices, M48. American Water Works Association, Denver, Colorado.
- Ballester, N. A., J. H. Fontaine, A. B. Margolin. 2005. Occurrence and correlations between coliphages and anthropogenic viruses in the Massachusetts Bay using enrichment and ICC-nPCR. *Journal of Water and Health* 3, no. 1: 59-68.
- Banks, W. S. L., D. A. Battigelli. 2002. Occurrence and distribution of microbiological contamination and enteric viruses in shallow ground water in Baltimore and Harford counties, Maryland, Rapport USGS.
- Banks, W. S. L., C. A. Klohe, et D. A. Battigelli. 2001. Occurrence and distribution of enteric viruses in shallow ground water and factors affecting well vulnerability to microbiological contamination in Worcester and Wicomico counties, Maryland, USGS 01-4216. 39 p.
- Barbeau, B. A. Carrière, V. Sarrazin, A. Locas. 2005. Protocole québécois d'évaluation d'une eau souterraine sous l'influence directe des eaux de surface, rapport PARDE 331 24 02 02 présenté au MDDEP. 160 p.
- Barbeau, B., L. Boulos, R. Desjardins, J. Coallier, M. Prévost, D. Duchesne. 1997. A modified method for the enumeration of aerobic spore-forming bacteria. *Can J Microbiol* 43:976-980

- Beller, M., S. H. Lee, M. A. Drebot, S. A. Jenkerson, E. Funk, M. D. Sobsey, O. D. 3rd Simmons, S. S. Monroe, T. Ando, J. Noel, M. Petric, J. P. Middaugh, J. S. Spika. 1997. Outbreak of viral gastroenteritis due to a contaminated well. International consequences. *Journal of the American Medical Association* 278, no. 7: 563-68 .
- Berg, G. 1983. *Viral pollution of the environment* CRC Press, Boca Raton, Florida, 241p.
- Bergeisen, G. H., M. W. Hinds, J. W. Skaggs. 1985. A waterborne outbreak of Hepatitis A in Meade County, Kentucky. *American Journal of Public Health* 75, no. 2: 161-64.
- Bitton, G. 1999. *Wastewater microbiology*. 2nd ed. Wiley-Liss. 578p.
- Bitton, G., C. P. Gerba. 1984. *Groundwater pollution microbiology*. John Wiley & Sons. N.Y., 377 p.
- Bitton, G., S. R. Farrah. 1986. Contamination des eaux souterraines par les virus. *Revue Internationale Des Sciences De L'Eau* 2, no. 2: 31-37.
- Blackmer, F., K. A. Reynolds, C. P. Gerba, I. L. Pepper. 2000. Use of integrated cell culture-PCR to evaluate the effectiveness of poliovirus inactivation by chlorine. *Applied and Environmental Microbiology* 66, no. 5: 2267-68.
- Bloch, A. B., S. L. Stramer, D. Smith, H. S. Margolis, H. A. Fields, T. W. McKinley, C. P. Gerba, J. E. Maynard, R. K. Sikes. 1990. Recovery of Hepatitis A virus from a water supply responsible for a common source outbreak of Hepatitis A. *American Journal of Public Health* 80, no. 4: 428-30.
- Bolduc, D. G. 1998. Bilan des éclosions de maladies d'origine hydrique signalées dans les directions régionales de la santé publique du Québec en 1993, 1994 et 1995, Beauport.
- Borchardt, M. A., N. L. Haas, R. J. Hunt. 2004. Vulnerability of drinking-water wells in La Crosse, Wisconsin, to enteric-virus contamination from surface water contributions. *Applied and Environmental Microbiology* 70, no. 10: 5937-46.
- Borchardt, M. A., P. D. Bertz, S. K. Spencer, D. A. Battigelli. 2003. Incidence of enteric viruses in groundwater from household wells in Wisconsin. *Applied and Environmental Microbiology* 69, no. 2: 1172-80.
- Bosch, A. 1998. Human enteric viruses in the water environment: a minireview. *International Microbiology* 1: 191-96.
- Carrique-Mas, J., Y. Andersson, B. Petersen, K. O. Hedlund, N. Sjogren, J. Giesecke. 2003. A Norwalk-like virus waterborne community outbreak in a Swedish village during peak holiday season. *Epidemiology and Infection* 131, no. 1: 737-44.
- Carter, M.J. 2005. Enterically infecting viruses: pathogenicity, transmission and significance for food and waterborne infection. *Journal of Applied Microbiology*. 98, no. 6, 1354-1380.
- Chagnon, M., B.G. Bolduc. 2000. Bilan des éclosions de maladies d'origine hydrique signalées dans les directions régionales de la santé publique du Québec en 1996 et en 1997.
- Chagnon, M., B.G. Bolduc. 1995. Circonstances et causes des épidémies d'origine hydrique survenues au Québec de 1989 à 1993.

- Chover, L. J. L., V. S. Pastor, S. J. Roig, P. M. Rosello, S. C. Salvo, M. I. Castellanos. 1995. An outbreak of gastroenteritis associated with drinking water probably caused by Norwalk or Norwalk-like virus. *Rev. Esp. Salud Publica* 69, no. 2: 243-54.
- Clesceri, L.S., A.E. Greenberg, A.D. Eaton (Eds.) .1998. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater (20th Edition), Published by the American Public Health Association, the American Water Works Association and the Water Environment Federation, 1220p.
- Committee on indicators for waterborne pathogens, Appendix C: Detection Technologies. 2004. *Indicators for waterborne pathogens.*, 287-307. Washington, D.C.: National Academic Press. 322p. <http://books.nap.edu/books/0309091225/html>, dernière consultation 15 août 2005
- Conboy, M. J., M. J. Goss. 1999. Contamination of rural drinking water wells by fecal origin bacteria- survey findings. *Water Qual. Res. J. Canada* 34, no. 2: 281-303.
- Conboy, M. J., M. J. Goss. 2000. Natural protection of groundwater against bacteria of fecal origin. *Journal of Contaminant Hydrology* 43: 1-24.
- Craun, G. F. 1986. Waterborne diseases in the United States. CRC Press, Boca Raton, Florida. 295p.
- Craun, G. F. 1992. Waterborne disease outbreaks in the United States of America: causes and prevention. *Rapp. Trimest. Statist. Sanit. Mond.* 45: 192-99.
- Craun, G. F., F.S. Haucgman, D.E. Robinson. (Eds.)2001. Microbial pathogens and disinfection by-products in drinking water – Health effects and management of risks. ILSI Press, Washington, DC, 656p.
- Craun, G. F., N. Nwachuku, R. L. Calderon, M. F. Craun. 2002. Outbreaks in drinking-water systems, 1991-1998. *Journal of Environmental Health* 65, no. 1: 16-23.
- D'Antonio, R. G., R. E. Winn, J. P. Taylor, T. L. Gustafson, W. L. Current, M. M. Rhodes, G. W. Jr. Gary, R. A. Zajac. 1985. A waterborne outbreak of cryptosporidiosis in normal hosts. *Anna Intern. Med.* 103, no. 6 part 1: 886-88.
- De Serres, G., T. L. Cromeans, B. Levesque, N. Brassard, C. Barthe, M. Dionne, H. Prud'homme, D. Paradis, C. N. Shapiro, O. V. Nainan, H. S. Margolis. 1999. Molecular confirmation of hepatitis A virus from well water: epidemiology and public health implications. *Journal of Infectious Diseases* 179, no. 1: 37-43.
- Doré, W. J., K. Henshilwood, D. N. Lees. 2000. Evaluation of F-specific RNA bacteriophage as a candidate human enteric virus indicator for bivalve molluscan shellfish. *Applied and Environmental Microbiology* 66, no. 4: 1280-1285.
- Environnement Canada .2005. [http://www.ec.gc.ca/water/fr/nature/grdwtr/f\\_sixmil.htm](http://www.ec.gc.ca/water/fr/nature/grdwtr/f_sixmil.htm) (dernière consultation: 15 août 2005)
- Eisenhart, C., Wilson, P.W. 1943. Statistical methods and control in bacteriology. *Bacteriological Review* 7, no.2: 57-137.
- Fields, B. N. (Ed.) .1996. Fields Virology 3rd edition, Lippincott-Raven Publishers, Philadelphia (Volumes 1 et 2).

- Fout, G. S., B. C. Martinson, M. W. Moyer, D. R. Dahling. 2003. A multiplex reverse transcription-PCR method for detection of human enteric viruses in groundwater. *Applied and Environmental Microbiology* 69, no. 6: 3158-64.
- Gassilloud, B., C. Gantzer. 2005. Adhesion-aggregation and inactivation of Poliovirus-1 in groundwater stored in a hydrophobic container. *Applied and Environmental Microbiology* 71, no. 2: 912-20.
- Gerba, C. P., J. F. McNabb. 1981. Microbial aspects of groundwater pollution. *ASM News*. 47(8) :326-330.
- Gerba, C. P., J. F. McNabb. 1981. Microbial aspects of groundwater pollution. *ASM News* 47, no. 8: 326-30.
- Gordon, C., S. Toze. 2003. Influence of groundwater characteristics on the survival of enteric viruses. *Journal of Applied Microbiology* 95, no. 3: 536-44.
- Goss, M. J., D. A. J. Barry, D. L. Rudolph. 1998. Contamination in Ontario farmstead domestic wells and its association with agriculture: 1. Results from drinking water wells. *Journal of Contaminant Hydrology* 32: 267-93.
- Goyal, S. M., B. H. Keswick, C. P. Gerba. 1984. Viruses in groundwater beneath sewage irrigated cropland. *Water Research* 18, no. 3: 299-302.
- Grabow, W. 2001. Bacteriophages: update on application as models for viruses in water. *Water SA* 27, no. 2: 251-68.
- Greening, G. E., J. Hewitt, G. D. Lewis. 2002. Evaluation of integrated cell culture-PCR (C-PCR) for virological analysis of environmental samples. *Journal of Applied Microbiology* 93: 745-50.
- Groupe scientifique sur l'eau, 2002, Coliphages, Dans Fiches synthèses sur l'eau potable et la santé humaine, Institut national de santé publique du Québec, 3 p.
- Haas, C.N., J.B. Rose, C.P. Gerba. 1999. Quantitative Microbial Risk Assessment. John Wiley, New York.
- Halvorson, H. O., Ziegler, N.R. 1933. Application of statistics to problem in bacteriology. I. A means of determining bacterial population by the dilution method. *Journal of Bacteriology*. 25, no. 2: 101-121.
- Havelaar, A. H. 1993. Bacteriophages as models of human enteric viruses in the environment. *ASM News* 59, no. 12: 614-19.
- Havelaar, A. H., M. von Olphen, Y. C. Drost. 1993. F-specific RNA bacteriophages are adequate model organisms for enteric viruses in fresh water. *Applied and Environmental Microbiology* 59, no. 9: 2956-62.
- Havelaar, A.H., K. Furuse, W.M. Hogeboom. 1986. Bacteriophages and indicator bacteria in human and animal feces. *J. Appl. Bacteriol.* 60:255-262.
- Hejkal, T. W., B. Keswick, R. L. Labelle, Y. Sanchez, G. Dreesman, B. Hafkin, J. L. Melnick. 1982. Viruses in a community water supply associated with an outbreak of gastroenteritis and infectious hepatitis. *Journal American Water Works Association* 74: 318-21.

- Hot, D., O. Legeay, J. Jacques, C. Gantzer, Y. Caudrelier, K. Guyard, M. Lange, L. Andreatti. 2003. Detection of somatic phages, infectious enteroviruses and enterovirus genomes as indicators of human enteric viral pollution in surface water. *Water Research* 37, no. 19: 4703-10.
- Hrudey, S. E., E. J. Hrudey. 2004. Safe drinking water : Lessons from recent outbreaks in affluent nations. UK: IWA Publishing. 486 p.
- Hrudey, S. E., S. Rizak. 2004. Discussion of: rapid analytical techniques for drinking water security investigations. *Journal American Water Works Association* 96, no. 9: 110-113.
- Hrudey, S. E., P. M. Huck, P. Payment, R. W. Gillham, E. J. Hrudey. 2002. Walkerton: comparison and lessons learned from waterborne outbreaks in the developed world. Halifax 2002: 1-20.
- Hurst, C.J., R. L. Crawford, G.R. Knudsen, M.J. McInerney, L.D. Stetzenbach (Eds). 2001. Manual of environmental microbiology. American Society for Microbiology Press, Washington, DC. 1158 p.
- IAWPRC Study Group on Health Related Water Microbiology. 1991. Bacteriophages as model viruses in water quality control. *Water Research*. 25(5):529-545.
- Jansons, J., L. W. Edmonds, B. Speight, M. R. Bucens. 1989. Survival of viruses in groundwater. *Water Research* 23, no. 3: 301-6.
- Jiang, Y. J., G. Y. Liao, W. Zhao, M. B. Sun, Y. Qian, C. X. Bian, S. D. Jiang. 2004. Detection of infectious hepatitis A virus by integrated cell culture/strand-specific reverse transcriptase-polymerase chain reaction. *Journal of Applied Microbiology* 97, no. 5: 1105-12.
- Kaplan, J. E., R. A. Goodman, L. B. Schonberger, E. C. Lippy, G. W. Gary. 1982. Gastroenteritis due to Norwalk virus: an outbreak associated with a municipal water system. *Journal of Infectious Disease* 146, no. 2: 190-197.
- Karim, M. R., M. W. LeChevallier, M. Abbaszadegan, A. Alum, J. Sobrinho, J. Rosen. 2004. Microbial indicators for assessing the vulnerability of groundwater to fecal contamination, Rapport AWWARF. 102p.
- Keswick, B. H., C. P. Gerba, H. L. DuPont, J. B. Rose. 1984. Detection of enteric viruses in treated drinking water. *Applied and Environmental Microbiology* 47, no. 6: 1290-1294.
- Koster, W., T. Egli, N. Ashbolt, K. Botzenhart, N. Burlion, T. Endo, P. Grimont, E. Guillot, C. Mabilat, L. Newport, M. Niemi, P. Payment, A. Prescott, P. Renaud, A. Rust. 2003. Analytical methods for microbial water quality testing (ch.8). *Assessing microbial safety of drinking water: improving approaches and methods.*, 237-92. OECD/WHO. OCDE publications, Paris, France, 295 p..
- Kukkula, M., P. Arstila, M. L. Klossner, L. Maunula, C. H. Bonsdorff, P. Jaatinen. 1997. Waterborne outbreak of viral gastroenteritis. *Scandinavian Journal of Infectious Diseases* 29, no. 4: 415-18.
- Lainesse, P. 1991. Les épidémies d'origine hydrique au Québec. *Bulletin D'Information En Santé Environnementale* 2, no. 6.

Lauwers, S., Y. Vander Heyden, B. Rombaut. 2002. Screening and optimisation of an ELISA method for the quantitative detection of enterovirus specific RT-PCR products by means of a two-level experimental design. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis* 29: 659-68.

Lawson, H. W., M. M. Braun, R. I. M. Glass, S. E. Stine, S. S. Monroe, H. K. Atrash, L. E. Lee, S. J. Englender. 1991. Waterborne outbreak of Norwalk virus gastroenteritis at a southwest US resort: role of geological formations in the contamination of well water. *The Lancet* 337: 1200-1204.

Leclerc, H., S. Edberg, V. Pierzo, J. M. Delattre. 2000. Bacteriophages as indicators of enteric viruses and public health risk in groundwaters. *Journal of Applied Microbiology* 88, no. 1: 5-21.

Lee, C., S.-H. Lee, E. Han, S.-J. Kim. 2004. Use of cell culture-PCR assay based on combination of a A549 and BGMK cell lines and molecular identification as a tool to monitor infectious Adenoviruses and Enteroviruses in river water. *Applied and Environmental Microbiology* 70, no. 11: 6695-705.

Lemon, S. M., L. N. Binn, R. H. Marchwicki. 1983. Radioimmunofocus assay for quantitation of Hepatitis A virus in cell culture. *Journal of Clinical Microbiology* 17, no. 5: 834-39.

Lieberman, R. J., L. C. Shadix, B. S. Newport, C. P. Frebis, M. W. N. Moyer, R. S. Safferman, R. E. Stetler, D. Lye, S. Fout, D. R. Dahling. 2002. Microbial monitoring of vulnerable public groundwater supplies, Rapport AWWARF 90914.

Lindsey, B. D., J. S. Rasberry, T. M. Zimmerman. 2002. Microbiological quality of water from noncommunity supply wells in carbonate and crystalline aquifers of Pennsylvania, Rapport 01-4268. USGS.

Liu, S., C. Birch, A. Coulepis, I. Gust. 1984. Radioimmunofocus assay for detection and quantitation of human rotavirus. *Journal of Clinical Microbiology* 20, no. 3: 347-50.

Maurer, A. M., D. Sturchler. 2000. A waterborne outbreak of small round structured virus, campylobacter and shigella co-infections in La Neuveville, Switzerland, 1998. *Epidemiol. Infect.* 125, no. 2: 325-32.

MDDEP (Ministère du développement durable, de l'environnement et des parcs). 2002. Guide de conception des installations de production d'eau potable. <http://www.mddep.gouv.qc.ca/eau/potable/guide/index.htm>

MDDEP. 2002. Règlement sur le captage des eaux souterraines (RCES) : <http://www.mddep.gouv.qc.ca/eau/souterraines/index.htm>

MDDEP. 2004. Bilan de la qualité de l'eau potable au Québec, Janvier 1995-Juin 2002. Bibliothèque nationale du Québec, 46p.

MDDEP. 2005. Règlement sur la qualité de l'eau potable (RQEP). <http://www2.publicationsduquebec.gouv.qc.ca>

Metcalf, T. G., J. L. Melnick, M. K. Estes. 1995. Environmental virology: from detection of virus in sewage and water by isolation to identification by molecular biology - A trip of over 50 years. *Annual Review of Microbiology* 49: 461-87.

- Millson M., M. Bokhout, J. Carlson, L. Spielberg, R. Aldis, A. Borczyk, H. Lior. 1991. An outbreak of *Campylobacter jejuni* gastroenteritis linked to meltwater contamination of a municipal well. *Can J Public Health*. 82(1):27-31.
- Moorehead, W. P., R. Guasparini, C. A. Donovan, R. G. Mathias, R. Cottle, G. Baytalan. 1990. Giardiasis outbreak from a chlorinated community water supply. *Canadian Journal of Public Health* 81: 358-62.
- Murrin, K., J. Slade. 1997. Rapid detection of viable enteroviruses in water by tissue culture and semi-nested polymerase chain reaction. *Water Science and Technology* 35, no. 11-12: 429-32.
- Nygard, K., M. Torvén, C. Ancker, S. B. Knauth, K.-O. Hedlund, J. Giesecke, Y. Andersson, L. Svensson. 2003. Emerging genotype (GGIIb) of Norovirus in drinking water, Sweden. *Emerging Infectious Diseases* 9, no. 12: 1548-52.
- OCDE 2003 Assessing microbial safety of drinking water: Improving approaches and methods, OCDE publications, Paris, France, 295 p.
- Parshionikar, S. U., S. Willian-True, G. S. Fout, D. E. Robbins, S. A. Seys, J. D. Cassady, R. Harris. 2003. Waterborne outbreak of gastroenteritis associated with a Norovirus. *Applied and Environmental Microbiology* 69, no. 9: 5263-68.
- Payment, P. 1993. Viruses: Prevalence of disease, levels and sources. dans *Safety of water disinfection: balancing chemical and microbial risks*. G. F. Craun, 99-113. Washington, D.C.: ILSI Press.
- Payment, P. 2003. "Enlèvement des microorganismes pathogènes et des bactéries indicatrices par les stations de traitement des eaux usées municipales situées sur la rivière des Mille Îles." Rapport présenté au Ministère de l'Environnement du Québec, Programme d'aide à la recherche et au développement en environnement (PARDE), Projet no: 3336.11.00.01, 150 pages.  
[http://sdis.inrs.quebec.ca/documents/2003\\_PARDE\\_Mille\\_Iles.pdf](http://sdis.inrs.quebec.ca/documents/2003_PARDE_Mille_Iles.pdf)
- Payment, P., M. Trudel. 1987. Detection and quantitation of human enteric viruses in waste waters: increased sensitivity using a human immune serum globulin--immunoperoxidase assay on MA-104 cells. *Canadian Journal of Microbiology* 33, no. 6: 568-70.
- Payment, P., F. Affoyon, E. DiFranco, M. Trudel. 1986b. Pollution de la rivière L'Assomption (Province de Québec, Canada) et de ses affluents par les virus entériques porcins. *Revue Internationale des sciences de l'eau* 2(4):113-116.
- Payment, P., L. Richardson, J. Siemiatycki, R. Dewar, M. Edwardes, E. Franco. 1991. A randomized trial to evaluate the risk of gastrointestinal disease due to the consumption of drinking water meeting currently accepted microbiological standards. *Amer J Public Health* 81: 703-708
- Payment, P. J. Siemiatycki, L. Richardson, E. Franco, G. Renaud, M. Prévost. 2000b An epidemiological study of gastrointestinal health effects of drinking water., Rapport AWWARF 90772, Denver, CO. 103 p.

- Payment, P., E. Franco. 1993. Clostridium perfringens and somatic coliphages as indicators of the efficiency of drinking water treatment for viruses and protozoan cysts. *Applied and Environmental Microbiology* 59: 2418-2424.
- Payment, P., A. Berte, M. Prévost, B. Ménard, B. Barbeau. 2000a. Occurrence of pathogenic microorganisms in the Saint Lawrence river (Canada) and comparison of health risks for populations using it as their source of drinking water. *Can. J. Microbiol.* 46: 565-76.
- Payment, P., M. Trudel. 1985. Immunoperoxidase method with human immune serum globulin for broad-spectrum detection of cultivable human enteric viruses: application to enumeration of cultivable viruses in environmental samples. *Applied and Environmental Microbiology* 50, no. 5: 1308-10.
- Payment, P., R. Armon. 1989. Virus removal by drinking water treatment processes. *CRC Critical Reviews in Environmental Control* 19, no. 1: 15-31.
- Payment, P., S. Fortin, M. Trudel. 1986. Elimination of human enteric viruses during conventional waste water treatment by activated sludge. *Can. J. Microbiol.* 32: 922-25.
- Powell, K. L., R. G. Taylor, A. A. Cronin, M. H. Barrett, S. Pedley, J. Sellwood, S. A. Trowsdale, D. N. Lerner. 2003. Microbial contamination of two urban sandstone aquifers in the UK. *Water Research* 37: 339-52.
- Raina P. S., F.L. Pollari, G. F. Teare, M.J. Goss, D.A. Barry, J.B. Wilson. 1999. The relationship between *E. coli* indicator bacteria in well-water and gastrointestinal illnesses in rural families. *Can J Public Health* 90(3):172-175.
- Rasmussen, H. et Rouleau, A. 2003. Guide de détermination d'aires d'alimentation et de protection de captages d'eau souterraine, PARDE 334.74.99.01 (MDDEP).
- Reynolds, K. A. 2004. Integrated cell culture/PCR for detection of enteric viruses in environmental samples. *Public health microbiology: Methods and protocol.*, 69-78. Vol. 268. Humana Press.
- Reynolds, K. A., C. P. Gerba, I. L. Pepper. 1996. Detection of infectious enteroviruses by an integrated cell culture PCR procedure. *Applied and Environmental Microbiology* 62, no. 4: 1424-27.
- Reynolds, K. A., C. P. Gerba, I. L. Pepper, M. Abbaszadegan. 2001. Rapid PCR-based monitoring of infectious enteroviruses in drinking water, Rapport AWWARF 90833.
- Reynolds, K. A., C. P. Gerba, M. Abbaszadegan, I. L. Pepper. 2001. ICC/PCR detection of enteroviruses and hepatitis A virus in environmental samples. *Canadian Journal of Microbiology* 47, no. 2: 153-57.
- Richards, G. P., M. A. Watson. 2001. Immunochemiluminescent focus assays for the quantitation of hepatitis A virus and rotavirus in cell cultures. *Journal of Virological Methods* 94: 69-80.
- Rudolph, D. L., D. A. J. Barry, M. J. Goss. 1998. Contamination in Ontario farmstead domestic wells and its association with agriculture: 2. Results from multilevel monitoring well installations. *Journal of Contaminant Hydrology* 32: 295-311.

- Scandura, J. E., M. D. Sobsey. 1997. Viral and bacterial contamination of groundwater from on-site sewage treatment systems. *Water Science and Technology* 35, no. 11-12: 141-46.
- Schijven, J. F., S. M. Hassanizadeh. 2000. Removal of viruses by soil passage: Overview of modeling, processes, parameters. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology* 30, no. 1: 49-127.
- Schijven, J. F., S. M. Hassanizadeh, S. E. Dowd, S. D. Pillai. 2000. Modeling virus adsorption in batch and column experiments. *Quantitative Microbiology* 2: 5-20.
- Schwartzbrod, L. 1991. *Virologie des milieux hydriques*. Paris: TEC & DOC - Lavoisier. 304 p.
- Snowdon, J. A., D. O. Cliver. 1989. Coliphages as indicators of human enteric viruses in ground water. *Critical Rev. Environ. Control*. 19, no. 3: 231-49.
- Sobsey, M. D., B. L. Jones. 1979. Concentration of poliovirus from tap water using positively charged microporous filters. *Applied and Environmental Microbiology* 37, no. 3: 588-95.
- Sobsey, M. D., D. A. Battigelli, T. R. Handzel, K. J. Schwab. 1995. Male-specific coliphages as indicators of viral contamination of drinking water, Rapport AWWARF 90684.
- US EPA (United States Environmental Protection Agency) . EPA's Most Probable Number Calculator version 1.00 (EPA, Cincinnati, Ohio).  
<http://www.epa.gov/nerlcwww/other.htm>
- USEPA. 1984. Manual of Methods for Virology - EPA publication EPA/600/4-84/013
- USEPA. 1989. Part V, Environmental Protection Agency, 40 CFR Parts 141 and 142. National Primary Drinking Water Regulations: Filtration; disinfection; turbidity; Giardia lamblia; viruses; Legionella, and heterotrophic bacteria; Final rule. Federal Register, 54: 27485-.....
- USEPA. 1992. Consensus method for determining groundwaters under the direct influence of surface water using microscopic particulate analysis (MPA) EPA 910/9-92-029
- USEPA. 1995. Information Collection Requirements Rule - Protozoa and Enteric Virus Sample Collection Procedures. 63-page publication EPA 814-B-95-001
- USEPA. 1996. Part II Environmental Protection Agency 40 CFR Part 141 National Primary Drinking Water Regulations: Monitoring Requirements for Public Drinking Water Supplies; Final Rule. Federal Register, Vol. 61, No. 94: 24354-...
- USEPA. 1998. Part V, Environmental Protection Agency, 40 CFR Parts 141 and 142. National Primary Drinking Water Regulations: Interim Enhanced Surface Water Treatment: Final Rule. Federal Register, 63, No. 241: 69477-.....
- USEPA. 2000. Part II, Environmental Protection Agency 40 CFR Parts 141 and 142. National Primary Drinking Water Regulations: Ground Water Rule: Proposed Rule. Federal Register, Vol. 65, No. 91: 30193-....

- USEPA. 2001a. Method 1601: Male-specific (F+) and somatic coliphage in water by two-step enrichment procedure. United States Office of Water EPA Environmental Protection, Washington, D.C. 20460, EPA/821-R-01-030
- USEPA. 2001b. Method 1602: Male-specific (F+) and somatic coliphage in water by single agar layer (SAL) Procedure. United States Office of Water EPA Environmental Protection, Washington, D.C. 20460, EPA/821-R-01-029
- USEPA. 2002a. Drinking water from household wells EPA 816-K-02-003, 19 p. <http://epa.gov/safewater/privatewells/booklet/>
- USEPA. 2002b. Method 1604: Total coliforms and Escherichia coli in water by membrane filtration using a simultaneous detection technique (MI medium) EPA- EPA-821-R-02-024, Office of Water, Washington DC.
- USEPA. 2002c. Method 1103.1: Escherichia coli (*E. coli*) in water by membrane filtration using membrane-thermotolerant Escherichia coli Agar (mTEC) EPA-821-R-02-020, Office of Water, Washington DC.
- USEPA. 2002d Method 1600: Enterococci in water by membrane filtration using membrane-Enterococcus Indoxyl- $\beta$ -D-Glucoside Agar (mEI). EPA 821-R-02-022, Office of Water, Washington DC.
- USEPA. 2003 .Workshop to develop a protocol for reliable genetic methods for the detection of viruses, fur use in EPA's water programs 15-16 janvier 2003, Cincinnati. [www.epa.gov/safewater/standard/ucmr/pdfs/pcrmethods0103.pdf](http://www.epa.gov/safewater/standard/ucmr/pdfs/pcrmethods0103.pdf)
- USEPA. 2005. Frequently asked questions"Where does my drinking water come from?" [www.epa.gov/safewater/faq/faq.html](http://www.epa.gov/safewater/faq/faq.html)
- Vivier, J. C., M. M. Ehlers, W. O. Grabow. 2004. Detection of enteroviruses in treated drinking water. *Water Research* 38, no. 11: 2699-705.
- WHO. 1993. Guidelines for Drinking-Water Quality. Volume 1: Recommendations. World Health Organisation, Geneva, 1993
- WHO. 1996. Guidelines for Drinking-Water Quality. Volume 2: Health criteria and other supporting information. World Health Organisation, Geneva, 1996.
- WHO. 1997. Guidelines for Drinking-Water Quality. Volume 3: Surveillance and control of community supplies. World Health Organisation, Geneva, 1997
- Wiggins, B. A., M. Alexander. 1985. Minimal bacterial density for bacteriophage replication: implications for significance of bacteriophages in natural ecosystems. *Applied and Environmental Microbiology* 49, no. 1: 19-23.
- Yates, M. V., S. R. Yates. 1987. Modeling microbial fate in the subsurface environment. *CRC Crit Rev Environ Control* 17 :307-344.
- Yates, M. V., C. P. Gerba, L. M. Kelley. 1985. Virus persistence in groundwater. *Applied and Environmental Microbiology* 49, no. 4: 778-81.
- Yates, M. V., R. W. Citek, M. F. Kamper, A. M. Salazar. 1999. Detecting enteroviruses in water: comparing infectivity, molecular, and combination methods. *Communication Personnelle*.

Yates, M. V., W. A. Jury, S. R. Yates, D. L. Anderson, L. M. Stark, P. Sherblom. 2000.  
Measurement of virus and indicator survival and transport in the subsurface, Rapport  
AWWARF 90791



## Appendice A: Résultats bruts

### Limites de détection des paramètres microbiologiques:

BHAA: 1 ufc/ml

Entérocoques, *E. coli* et BHAA sporulées: 0.5 ufc/100 ml

Coliphages, méthode 1601 et 1602: 1 ufp/100 ml

Coliphages, méthode INRS: 0.25 ufp/100 ml

Virus entériques humains cultivables: environ 2 nppui/1000 litres (varie selon le volume d'eau filtré)

### Codes:

Case noire : résultats reçus mais inutilisables (problème technique, délai, ...)

Case grise : résultat aberrant

### Pour chacune des villes:

- la première page représente les résultats microbiologiques et les résultats des analyses physico-chimiques;

- la deuxième page représente les résultats des analyses MPA (Clancy Environmental et CEAEQ). Les analyses du CEAEQ sont détaillées selon chaque paramètre observé.



Appendice A - A-1

Municipalité	Date (prélev.)	BHAA (ufc/ml)	BHAA spores (ufc/100ml)	Enterocoques (ufc/100ml)	E. coli mTEC (ufc/100ml)	E. coli MII (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A, 1601)	Coliphages F-ARN [1602] (ufp/100ml)	Coliphages F-ARN [NRS] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [NRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (pppu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kysts/100L)	Cryptosporidium (oocysts/100L)	température (°C)	chllore (mg/l)	Turbidité (um) CBAEQ	Turbidité (um) [ville]	conductivité précipitations	%Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Durée totale	Fer (mg/L)	Mn(mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/ N)	nitres (mg/l)	NO2 NO3 mg/1 N
Ascot Corner	15-déc-03	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	243	1	99.9	0.4	<1	100	0.0190	0.1600	0.18	<0.002	<0.02				
Ascot Corner	26-jan-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	245	0	97.9	0.7	<1	100	0.0180	0.1700	0.15	<0.002	0.02				
Ascot Corner	16-fév-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	250	1	99.1	<0.2	<1	100	0.0220	0.1700	0.18	<0.002	0.07				
Ascot Corner	15-mars-04	9	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	239	1	99.4	0.4	1	100	0.0170	0.1600	0.15	<0.002	<0.02				
Ascot Corner	13-avr-04	100	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	0	245	1	99.8	0.5	<1	100	0.0220	0.1700	0.16	<0.002	<0.02				
Ascot Corner	4-mai-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	0	242	1	99.7	<0.2	2	100	0.0190	0.1800	0.17	<0.002	<0.02				
Ascot Corner	25-mai-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	0	243	1	99.0	<0.2	2	110	0.0240	0.1800	0.16	<0.002	0.04				
Ascot Corner	22-juin-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	0	244	1	98.8	26.0		0	0.0250	0.1800	0.16	<0.002	<0.02				
Ascot Corner	20-juil-04	0	0.5	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	0	244	1	99.3	0.3	<1	110	0.0260	0.1800	0.14	<0.002	<0.02				
Ascot Corner	17-aout-04	0	1.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	0	246	1	98.9	<0.2	<1	110	0.0630	0.1800	0.16	<0.002	<0.02				
Ascot Corner	20-sep-04	0	1.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	0	235	0	99.0	0.3	3	110	0.0240	0.1800	0.19	<0.002	0.02				
Ascot Corner	12-oct-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	0	242	1	99.3	0.2	4	110	0.0310	0.1700	0.16	<0.002	0.02				
Ascot Corner	2-nov-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	0	241	1	98.6	0.3	2	110	0.0270	0.1800	0.18	<0.002	<0.02				
Ascot Corner	23-nov-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	0	244	1	99.2	0.3	<2	110	0.0220	0.1800	0.17	<0.002	<0.02				

Appendice A - A-2

Municipalité	Date (prélèv.)	MRA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyanobactéries	cryptophycées	chrysophycées	protozoaires (nématode)	rotifère	larves et débris insectes	débris plantes	Total	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particuliariés
Ascot Comier	15-déc-03		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	5	3	0
Ascot Comier	26-jan-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	3	0
Ascot Comier	16-fév-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	4	3	0
Ascot Comier	15-mars-04		0	2	0	0	0	0	0	0	0	2	présence	0	3	3	0
Ascot Comier	13-avr-04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0
Ascot Comier	4-mai-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0
Ascot Comier	25-mai-04		0	7	0	0	0	0	0	0	0	7	présence	0	3	2	0
Ascot Comier	22-juin-04		0	2	0	0	0	0	0	0	0	2	présence	0	3	2	0
Ascot Comier	20-juil-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	3	2	0
Ascot Comier	17-août-04		0	2	0	0	0	0	0	0	0	2	présence	0	3	2	0
Ascot Comier	20-sep-04		0	76	0	0	0	0	0	0	0	76	présence	0	3	2	0
Ascot Comier	12-oct-04	0	0	1	13	0	0	0	0	0	0	14	présence	0	3	2	0
Ascot Comier	2-nov-04		5	1	0	0	0	0	0	0	0	6	présence	0	3	2	0
Ascot Comier	23-nov-04		0	3	0	0	0	0	0	0	0	3	présence	0	3	2	0

Appendice A - A-3

Municipalité	Date (prélev.)	BHAA (ufc/ml)	BHAA spores (ufc/100ml)	Enterocoques (ufc/100ml)	E. coli nTEC (ufc/100ml)	E. coli MII (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A, 1601)	Coliphages F-ARN [1602] (ufp/100ml)	Coliphages F-ARN [NRS] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [1601] (P/A)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [NRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (appmu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kystes/100L)	Cryptosporidium (oocystes/100L)	température (°C)	chlore (mg/l)	Turbidité (um) CRABQ	Turbidité (um) [ville]	conductivité précipitations	%Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Durée totale	Fer (mg/L)	Min(mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/l N)	nitrites (mg/l)	NO2 NO3 mg/l N	
Lennoxville (puits #5)	16-déc-03	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	ND	ND	99.9	0.4	<1	190	0.0160	0.2800	0.03	0.1000	0.59						
Lennoxville (puits #5)	26-jan-04	3	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	ND	ND	92.9	0.9	<1	200	0.0190	0.3000	<0.02	0.1000	1.35						
Lennoxville (puits #5)	16-fév-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	ND	ND	97.9	0.3	<1	200	0.0140	0.3000	0.02	0.0100	2.10						
Lennoxville (puits #5)	15-mars-04	300	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	ND	ND	98.3	0.6	2	190	0.0140	0.2900	<0.02	0.0900	1.63						
Lennoxville (puits #5)	14-avr-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	885	0	0	91	0.0	<0.10	513	1	98.7	0.8	2	190	0.0160	0.2800	0.05	0.0940		
Lennoxville (puits #5)	3-mai-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1000			91	0.0	1.10	519	1	98.7	0.6	2	200	0.0110	0.3000	0.03	0.0890	1.47	
Lennoxville (puits #5)	25-mai-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1000			91	0.0	0.10	515	1	97.7	0.3	2	210	0.0170	0.3100	0.02	0.0610	1.85	
Lennoxville (puits #5)	21-juin-04	4	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1054			90	0.0	0.21	514	0	97.5	39.0	<1	210	0.0240	0.3000	0.03	<0.002	1.33	
Lennoxville (puits #5)	20-juil-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1014			90	0.0	0.20	511	1	97.3	0.7	<1	200	0.0290	0.3000	0.02	0.0760	0.55	
Lennoxville (puits #5)	16-août-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1017			88	0.0	0.11	501	0	97.8	0.6	1	200	0.0150	0.3000	<0.02		0.89	
Lennoxville (puits #5)	21-sept-04	0	1.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1132			93	0.0	0.16	495	0	94.2	0.7	4	210	0.0180	0.3000	0.03	0.0790	1.18	
Lennoxville (puits #5)	12-oct-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1369			90	0.0	0.11	511	98.2	0.7	4	210	0.0380	0.2900	<0.02	0.1000	1.29		
Lennoxville (puits #5)	1-nov-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1126			91	0.0	0.13	909	1	97.6	0.7	1	210	0.0150	0.3000	<0.02	0.0900	1.22	
Lennoxville (puits #5)	22-nov-04	ND	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	975			92	0.0	0.13	503	1	97.8	1.2	<2	210	0.0170	0.3000	<0.02		0.69	

Appendice A - A-4

Municipalité	Date (prélev.)	MPA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyanobactéries	cryptophycées	protzoaires (incluade)	rotifère	larves et débris insectes	débris plantes	Total	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particulants
Lennoxville (puits #5)	16-déc-03		0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	6	2	0
Lennoxville (puits #5)	26-jan-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	6	6	0
Lennoxville (puits #5)	16-fév-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	6	2	0
Lennoxville (puits #5)	15-mars-04		0	12	0	0	0	0	0	0	12	présence	0	3	2	0
Lennoxville (puits #5)	14-avr-04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0
Lennoxville (puits #5)	3-mai-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0
Lennoxville (puits #5)	25-mai-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0
Lennoxville (puits #5)	21-juin-04		0	3	0	0	0	0	0	0	3	n/a	0	3	2	0
Lennoxville (puits #5)	20-juil-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	3	2	0
Lennoxville (puits #5)	16-août-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	présente	0	3	2	0
Lennoxville (puits #5)	21-sep-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	présente	0	3	2	0
Lennoxville (puits #5)	12-oct-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	3	2	0
Lennoxville (puits #5)	1-nov-04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	3	2	0
Lennoxville (puits #5)	22-nov-04		0	18	0	0	0	0	0	0	18	présence	0	3	2	0

Appendice A - A-5

Municipalité	Date (prélev.)	BHAA (ufc/m)	BHAA spores (ufc/100ml)	Enterocoques (ufc/100ml)	E. coli mTEC (ufc/100ml)	E. coli MII (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A)	Coliphages F-ARN [1602] (ufp/100ml)	Coliphages F-ARN [NRS] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [NRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (pppu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kysts/100L)	Cryptosporidium (oocysts/100L)	température (°C)	chllore (mg/l)	Turbidité (um) CEABQ	Turbidité (um) [ville]	conductivité	precipitations	%Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Durée totale	Fer (mg/L)	Mn(mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/l N)	nitrites (mg/l)	NO2 NO3 mg/l N
Martinville	1-déc-03	1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	224	1	99.9	0.3	<1	100	0.0440	0.0008	<0.02	0.27						
Martinville	19-jan-04	1	0.0	0.0	0.0	1.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	217	1	99.9	1.3	<1	110	0.0050	0.0004	<0.02	<0.01	0.35						
Martinville	10-fév-04	41	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	215	0	99.7	0.6	<1	100	<0.0007	0.0004	<0.02	<0.002	0.61						
Martinville	8-mars-04	1	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	206	0	99.5	0.4	<1	94	0.0030	<0.0003	<0.02	<0.002	0.56						
Martinville	6-avr-04	1	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	967	0	0	6.0	0.0	<0.10	212	1	99.0	0.2	<1	97	0.0040	0.0020	<0.02	<0.002	<0.02	
Martinville	26-avr-04	0	0.0	0.0	0.0	0.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1017	0	0	6.1	0.0	0.74	224	1	99.9	0.6	<1	100	0.0007	0.0010	<0.02	<0.002	0.48	
Martinville	17-mai-04	0	0.0	0.0	0.0	1.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1092	0	0	0.15	0.0	0.15	224	1	99.0	>0.2	2	110	0.0040	<0.0003	<0.02	<0.002	0.44	
Martinville	14-juin-04	0	0.0	0.0	0.0	3.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1032	0	0	9.3	0.0	0.14	210	1	99.4	0.0	<1	110	0.0060	0.0004	<0.02	<0.002	0.47	
Martinville	12-juil-04	1	18.5	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	966	0	0	11.6	0.0	0.12	208	0	99.2	0.3	1	110	0.0110	0.0007	<0.02	<0.002	0.40	
Martinville	9-aot-04	14	0.0	0.5	0.0	520.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	990	0	0	13.3	0.0	0.11	212	1	99.9	>0.2	<1	110	0.0140	0.0010	<0.02	<0.002	0.27	
Martinville	13-sep-04	23	1.5	0.0	0.0	75.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	998	0	0	13.8	0.0	<0.10	214	0	98.2	3.1	5	82	0.0420	0.0030	<0.02	<0.002	0.39	
Martinville	5-oct-04	>300	0.5	0.0	0.0	38.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1000	0	0	13.4	0.0	<0.10	212	0	99.6	0.3	<2	110	0.0040	<0.0003	<0.02	<0.002	0.30	
Martinville	26-oct-04	1	0.0	0.0	0.0	14.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1033	0	0	12.1	0.0	<0.10	211	0	99.6	0.4	3	110	0.0010	0.0003	<0.02	<0.002	0.36	
Martinville	15-nov-04	2	0.0	0.0	0.0	6.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	968	0	0	10.6	0.0	<0.10	209	0	99.8	0.4	<2	110	0.0020	0.0003	<0.02	<0.002	0.13	

Appendice A - A-6

Municipalité	Date (prélev.)	MRA (Clancy)	Algues chlorophytes	diatomées	cyanobactéries	cryptophytes	chrysophytes	protozoaires (nématode)	rotifère	larves et débris insectes	débris plantes	Total/	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particulates
Martinville	1-déc-03		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	4	3	0
Martinville	19-jan-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0
Martinville	10-fév-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	1	1	0
Martinville	8-mars-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	7	0
Martinville	6-avr-04	33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	3	0
Martinville	26-avr-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0
Martinville	17-mai-04		0	5	0	0	0	0	0	0	0	5	présence	0	2	2	0
Martinville	14-juin-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0
Martinville	12-juil-04		0	38	0	0	0	0	0	0	0	38	visible	0	2	2	0
Martinville	9-aout-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0
Martinville	13-sep-04		1	5	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	2	2	0
Martinville	5-oct-04		0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	présence	0	2	2	0
Martinville	26-oct-04	31	0	23	0	0	0	0	0	0	0	23	présence	0	2	2	0
Martinville	15-nov-04		0	26	75	0	0	0	0	0	0	101	présence	0	2	2	0

Appendice A - A-7

Municipalité	Date (prélev.)	BHAA (ufc/ml)	BHAA spores (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli mTEC (ufc/100ml)	E. coli MI (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A)	Coliphages F-ARN [1602] (ufp/100ml)	Coliphages F-ARN [NRS] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [1601] (P/A)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [NRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (rapnu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kystes/100L)	Cryptosporidium (oocystes/100L)	température (°C)	chlore (mg/l)	Turbidité (um) CEABQ	Turbidité (um) [ville]	conductivité précipitations	% Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Dureté totale	Fer (mg/L)	Mn (mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/ N)	nitrites (mg/l)	NO2 NO3 mg/l N	
Princeville	8-déc-03	7	61.5	1.0	2.0	0.0	76.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	0	0	4.8	0.0	0.83		190	0	90.2	1.6	4	59	0.2100	0.0700	0.14	<0.002	1.72
Princeville	19-jan-04	1	105.0	0.0	1.0	0.5	330.0	P	0.0	0.3	A	0.0	0.0	ND	ND	0	0	5.3	0.0	1.20		182	1	88.8	1.5	4	59	0.3400	0.1100	<0.02	<0.002	1.99
Princeville	9-fév-04	8900	87.5	0.0	0.0	0.5	32.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	0	0	16.1	0.0	1.60		143	0	85.4	2.1	6	54	0.2800	0.0980	0.03	<0.002	0.80
Princeville	8-mars-04	255	690.0	10.5	5.5	10.0	955.0	A	0.0	0.0	P	27.0	11.3	ND	ND	0	0	3.6	0.0	2.90		147	0	86.7	1.6	6	52	0.3000	0.0690	0.03	<0.002	1.35
Princeville	5-avr-04	34	235.0	0.5	0.0	0.5	61.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	17	1713	0	0	16.4	0.0	0.78		175	0	84.4	2.3	3	66	0.2300	0.1000	0.04	<0.002	0.78
Princeville	26-avr-04	16	141.0	0.0	0.5	0.5	21.5	P	0.0	0.0	P	0.0	0.3	0	1169	0	0	8.9	0.0	0.61		175	0	95.0	0.9	2	59	0.0130	0.0030	<0.02	<0.002	0.15
Princeville	17-mai-04	1	107.5	0.0	0.0	0.0	12.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1074	0	0	15.9	0.0			412	0	84.5	2.1	6	69	0.1000	0.1800	0.05	<0.002	0.84
Princeville	14-juin-04	1450	96.0	0.5	0.0	1.0	29.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1030	0	0	14.7	0.0	1.70		213	0	90.0	1.4	6	82	0.4300	0.1500	0.03	<0.002	1.16
Princeville	12-juil-04	1080	235.0	4.5	10.5	9.0	153.5	A	0.0	0.0	P	0.0	0.3	0	1000	0	0	4.8	0.0	0.58		190	0	99.9	1.7	2	89	0.0380	0.2900	<0.02	<0.01	0.05
Princeville	9-aout-04	>3000	125.0	2.5	6.0	4.5	185.0	A	0.0	0.0	P	0.0	0.5	5	2624	0	0	3.9	0.0	0.84		194	0	89.7	1.6	4	69	0.2100	0.1000	<0.02	<0.002	1.74
Princeville	13-sept-04	720	160.0	4.0	14.0	10.0	500.0	A	0.0	0.0	P	1.0	0.6	248	1345	0	0	6.8	0.0	0.50		208	0	88.2	1.8	5	67	0.2400	0.0820	0.04	<0.002	1.76
Princeville	4-oct-04	65	116.0	0.0	0.0	0.0	43.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.3	19	1369	0	0	11.2	0.0	1.20		207	0	88.2	2.2	7	73	0.4200	0.1500	0.05	<0.002	0.73
Princeville	25-oct-04	70	82.0	0.0	0.5	0.5	18.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	62	1235	0	0	11.9	0.0	1.80		179	0	91.0	1.2	3	63	0.3900	0.1000	0.03	<0.002	1.13
Princeville	15-nov-04	10	84.0	0.5	0.0	1.0	30.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	4	1374	0	0	7.2	0.0	1.40		164	0	83.7	2.0	5	64	0.3700	0.1200	<0.02		0.84

Appendice A - A-8

Municipalité	Date (prélèv.)	MPA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyano bactéries	cryptophycées	chrysophycées	protozoaires (nématode)	rotifère	larves et débris insectes	débris plantes	Total	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particules	
Princeville	8-déc-03	17	3	27	57	0	0	4	0	0	0	91	présence	0	3	3	0	
Princeville	19-jan-04		2	48	76	0	2	0	1	0	129	présence	0	7	3	0		
Princeville	9-fév-04	90900	13	938	1	0	17	0	0	0	91869	présence	0	2	0	0	une seule sp de chlorophycées	
Princeville	8-mars-04		0	4	0	0	0	0	0	P	4	visible	0	6	3	0		
Princeville	5-avr-04		5	6	297	1	0	1	0	0	310	présente	0	5	0	0	bcp fibres	
Princeville	26-avr-04		0	0	0	0	0	0	0	14	14	n/a	2	3	2	0		
Princeville	17-mai-04		0	35	4959	0	48	0	0	0	5022	présence	0	7	2	0	beaucoup de fibres	
Princeville	14-juin-04		0	5	313	0	2	0	0	4	324	présence	3	5	2	0	beaucoup de fibres	
Princeville	12-juil-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	6	2	0		
Princeville	9-aout-04		0	4	0	0	0	0	0	0	4	visible	0	6	2	0		
Princeville	13-sep-04		0	0	0	1	0	0	4	8	13	n/a	0	5	2	0		
Princeville	4-oct-04	30	4	36	0	1	0	0	1	0	6	présence	3	5	2	0	beaucoup de fibres	
Princeville	25-oct-04		4	8	2468	2	0	1	0	0	2	2485	présence	0	3	2	0	
Princeville	15-nov-04		0	19	162	1	2	2	0	0	0	186	présence	0	4	2	0	beaucoup de fibres

Appendice A - A-9

Municipalité	Date (prélev.)	BHA (ufc/ml)	BHA spores (ufc/100ml)	Enterocoques (ufc/100ml)	E. coli mTEC (ufc/100ml)	E. coli MII (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A, 1601)	Coliphages F-ARN [1602] (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [NRS] (ufc/100ml)	Coliphages somatiques [1602] (ufc/100ml)	Coliphages somatiques [NRS] (ufc/100ml)	Coliphages somatiques [1601] (ppu/1000 L)	Volume filé (L)	Gardia (kystes/100L)	Cryptosporidium (oocystes/100L)	température (°C)	chlort (mg/l)	Turbidité (um) CBAEQ	Turbidité (um) [ville]	conductivité précipitations	%Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Dureté totale	Fer (mg/L)	Mn(mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/N)	nitrates (mg/l)	NO2 NO3 mg/N
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	15-déc-03	2	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	ND	ND			11.1	0.0	1.60	0.17	498	85.9	2.3	6	190	0.7800	0.3000	0.14	<0.002	<0.02
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	26-jan-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	ND	ND			10.3	0.0	0.13	4.34	0	74.4			170	0.6900	0.2800	0.11	<0.002	<0.02
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	16-fév-04	163	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	ND	ND			10.2	0.0	0.74	0.27	459	74.2	2.5	15	150	0.6600	0.2800	0.13	<0.002	0.09
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	15-mars-04	104	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	ND	ND			10.4	0.0	1.10	0.20	454	72.8	2.9	19	170	0.7700	0.2800	0.11	<0.002	<0.02
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	13-avr-04	5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	0	1102			11.6	0.0	0.87	0.25	440	72.7	3.1	15	170	0.8100	0.2900	0.11	<0.002	<0.02
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	3-mai-04	2	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	0	1134			9.2	0.0	1.20	0.23	421	72.4	2.8	17	170	0.8900	0.3200	0.12	<0.002	0.03
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	25-mai-04	8	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	0	1095			10.9	0.0	1.20	0.42	426	72.1	2.1	10	180	1.0000	0.3300	0.13	<0.002	0.03
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	21-juin-04	1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	0	1038			11.5	0.0	1.50	0.19	434	75.8	39.0	12	150	0.6800	0.2900	0.12	<0.002	<0.02
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	19-juil-04	5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	0	1196			11.2	0.0	1.30	0.21	419	67.5	2.4	11	180	0.9300	0.3200	0.09	<0.002	0.02
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	16-aô-04	3	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	0	947			12.5	0.0	1.00	0.45	420	71.2	2.7	21	170	0.9700	0.3200	0.13	<0.02	<0.02
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	12-oct-04	2	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	0	1061			12.0	0.0	2.60	0.22	466	70.0	2.7	18	190	1.0000	0.3600	0.15	<0.002	0.03
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	1-nov-04	3	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	0	1033			11.2	0.0	1.70	0.22	462	67.2	2.8	15	200	1.2000	0.3700	0.15	<0.002	<0.02
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	22-nov-04	ND	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0.0	0.0	0	2244			11.1	0.0	1.60	0.22	458	72.9	3.0	25	200	1.1000	0.3800	0.14	<0.02	0.02

Appendice A - A-10

Municipalité	Date (prélev.)	MPA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyanobactéries	cryptophycées	chrysophycées	protozoaires (nématode)	rotifère	laves et débris insectes	débris plantes	Total/	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particulières
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	15-déc-03		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	5	2	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	26-jan-04		0	4	0	0	0	0	0	0	0	4	visible	0	5	3	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	16-fév-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	5	2	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	15-mars-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	7	2	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	13-avr-04		0	2	0	0	0	0	0	0	0	2	présence	0	3	3	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	3-mai-04	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	7	2	particules floconneuses
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	25-mai-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	21-juin-04		0	108	0	0	0	0	0	0	0	108	présence	0	2	2	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	19-juil-04		0	3	0	0	0	0	0	0	0	3	présence	0	7	2	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	16-août-04		0	3	0	0	0	0	0	0	0	3	présence	0	2	2	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	12-oct-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	2	2	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	1-nov-04	6	1	34	51	0	0	0	0	0	0	86	présence	0	3	2	0
St-Alexandre-de-Kamouraska (puits 2)	22-nov-04		0	734	0	0	0	0	0	0	0	734	présence	0	4	2	0

Appendice A - A-11

Municipalité	Date (prélev.)	BHAA (ufc/ml)	BHAA spores (ufc/100ml)	Entérocoques (ufc/100ml)	E. coli mTEC (ufc/100ml)	E. coli MII (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A, 1601)	Coliphages F-ARN [1602] (ufp/100ml)	Coliphages F-ARN [NRS] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [1601] (P/A)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [NRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (pppu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kysts/100L)	Cryptosporidium (oocysts/100L)	température (°C)	chllore (mg/l)	Turbidité (um) CRABQ	Turbidité (um) [ville]	conductivité	precipitations	%Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Dureté totale	Fer (mg/L)	Mn(mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/ N)	nitrites (mg/l)	NO2 NO3 mg/1 N
St-Alphonse de Caplan	9-déc-03	11	36.0	0.0	4.0	6.5	40.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND			8.2	0.0	<0.10		396	0	99.9	1.6	1	180	0.0020	<0.0003	<0.02	<0.01	0.70
St-Alphonse de Caplan	20-jan-04	8	49.0	0.0	0.0	1.0	14.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	0	0	8.1	0.0	0.11		345	1	93.7	1.5	3	160	<0.0007	<0.0003	<0.02	<0.002	0.62
St-Alphonse de Caplan	10-fév-04	62	55.0	0.0	0.0	0.5	3.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND			8.4	0.0	0.14		0	0	94.3	1.3	3	170	0.0040	<0.0003	<0.02	<0.002	0.63
St-Alphonse de Caplan	9-mars-04	10	49.5	0.0	0.5	0.0	1.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND			10.3	0.0	0.20		364	0	92.6	1.4	3	170	0.0050	<0.0003	<0.02	<0.002	1.29
St-Alphonse de Caplan	30-mars-04	720	3595.0	41.5	10.0	12.5	1030.0	A	1.0	0.3	P	7.0	0.5	589	1007			9.1	0.0	<0.10		390	0	93.9	1.3	2	190	0.0020	<0.0003	<0.02		0.71
St-Alphonse de Caplan	27-avr-04	6	295.0	0.0	0.0	0.0	9.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1018			8.7	0.0	0.21		372	0	94.6	0.8	2	180	0.0040	<0.0003	<0.02	<0.002	0.57
St-Alphonse de Caplan	18-mai-04	5	147.5	0.0	0.0	0.0	5.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1057			10.2	0.0	0.23		365	0	88.4	1.2	2	190	0.0070	0.0004	0.02		0.34
St-Alphonse de Caplan	15-juin-04	4	150.5	0.0	0.0	0.0	3.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1135			11.1	0.0			393	0			200	0.0110	0.0005	<0.02		0.53	
St-Alphonse de Caplan	14-juil-04	7	150.0	0.0	0.0	1.5	9.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1047			10.0	0.0	0.91		412	0	89.6	1.3	5	210	0.0100	0.0005	<0.02	<0.002	0.61
St-Alphonse de Caplan	10-sept-04	ND	127.5	0.0	0.0	0.0	18.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1084			9.9	0.0	0.15		410	1	94.2	1.2	4	210	0.0200	<0.0003	<0.02	<0.002	0.71
St-Alphonse de Caplan	14-sept-04	39	690.0	4.0	2.5	1.0	236.0	A	0.0	0.0	P	0.0	0.0	0	1002					0.20			0	95.1	1.5	<1	180	0.0510	<0.0003	<0.02	<0.002	1.13
St-Alphonse de Caplan	5-oct-04	11	165.5	0.0	1.0	0.0	30.5	A	0.0	0.0	P	0.0	0.0	0	1091			11.5	0.0	<0.10		408	0	95.9	1.3	1	190	<0.0007	<0.0003	<0.02	<0.002	1.06
St-Alphonse de Caplan	26-oct-04	27	114.0	1.0	0.0	0.0	75.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1011			9.3	0.0	<0.10		428	0	94.1	1.3	5	210	<0.0007	<0.0003	<0.02	<0.002	0.62
St-Alphonse de Caplan	16-nov-04	7	100.0	0.0	0.0	0.0	16.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1159			8.5	0.0	0.11		427	0	94.9	1.4	<2	210	0.0030	<0.0003	<0.02		0.62

Appendix A - A-12

Municipalité	Date (prélèv.)	MPA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyanobactéries	cryptophycées	chrysophycées	protozoaires (nématode)	rotifère	larves et débris insectes	débris plantes	Total/	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particulants	
St-Alphonse de Caplan	9-déc-03		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	2	0
St-Alphonse de Caplan	20-jan-04	34	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	3	0	0
St-Alphonse de Caplan	10-fév-04		0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	présence	0	2	2	0	0
St-Alphonse de Caplan	9-mars-04		6	24	0	0	0	0	0	0	0	30	présence	0	3	3	0	0
St-Alphonse de Caplan	30-mars-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	4	3	0	0
St-Alphonse de Caplan	27-avr-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0	0
St-Alphonse de Caplan	18-mai-04		3	9	0	0	0	0	0	0	0	12	visible	0	2	2	0	0
St-Alphonse de Caplan	15-juin-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	2	2	0	0
St-Alphonse de Caplan	14-juil-04		8	2	0	0	0	0	0	0	0	10	présence	0	2	2	0	0
St-Alphonse de Caplan	10-aout-04	4	0	2	2	0	0	0	0	0	0	4	présence	0	2	2	0	0
St-Alphonse de Caplan	14-sep-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0	0
St-Alphonse de Caplan	5-oct-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0	0
St-Alphonse de Caplan	26-oct-04		1	15	0	0	0	0	0	0	0	16	présence	0	2	2	0	0
St-Alphonse de Caplan	16-nov-04		1	0	2	0	0	0	0	0	0	3	présence	0	2	2	0	0

Appendice A - A-13

Municipalité	Date (prélev.)	BHAA (ufc/m)	BHAA spores (ufc/100ml)	Enterocoques (ufc/100ml)	E. coli mTEC (ufc/100ml)	E. coli MII (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A, 1601)	Coliphages F-ARN [1602] (ufp/100ml)	Coliphages F-ARN [NRS] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [NRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (ppmu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kysts/100L)	Cryptosporidium (oocysts/100L)	température (°C)	chlore (mg/l)	Turbidité (um) CREAQ	Turbidité (um) [ville]	conductivité	precipitations	% Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Durée totale	Fer (mg/L)	Mn(mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/L N)	nitrites (mg/l)	NO2 NO3 mg/L N
Sis-Martyrs-Canadiens	9-déc-03	1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	A	0.0	0.0	A	0.0	ND	ND			10.9	7	0.66		165	0	92.5	1.3	3	82	0.0240	0.2200	<0.02		0.06
Sis-Martyrs-Canadiens	19-jan-04	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND			6.4	0.0	0.42		106	0	94.9	1.2	4	93	0.0370	0.2900	<0.02	<0.002	<0.02
Sis-Martyrs-Canadiens	9-fév-04	6	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	A	0.0	0.0	A	0.0	ND	ND				1.5													
Sis-Martyrs-Canadiens	8-mars-04	1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	ND	ND			11.5	0.0	1.30		154	0	92.6	1.7	2	78	0.0950	0.2800	<0.02	<0.002	0.06
Sis-Martyrs-Canadiens	5-avr-04	9	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1518			8.7	0.0	0.94		169	1	93.9	1.2	2	81	0.0470	0.3000	<0.02	0.0200	0.04
Sis-Martyrs-Canadiens	26-avr-04	1	2.5	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1978			10.8	0.0	0.59		148	1	95.0	1.2	3	86	0.0330	0.3200	0.02	<0.002	0.03
Sis-Martyrs-Canadiens	17-mai-04	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND			8.2	0.0	0.41		166	0	89.0	1.2	2	92	0.2700	0.3300	<0.02		0.02
Sis-Martyrs-Canadiens	14-juin-04	1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1282			10.9	0.0	1.80		146	1	92.6	1.1	3	79	0.0260	0.1800	<0.02	<0.002	0.07
Sis-Martyrs-Canadiens	19-juil-04	54	2.0	0.0	0.0	0.0	2.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1004			11.4	0.3	1.70		113	0	90.1	1.4	4	62	0.2600	0.0650	<0.02	<0.002	0.93
Sis-Martyrs-Canadiens	9-août-04	>3000	0.0	0.0	0.0	0.0	13.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1007			9.4	0.0	0.82		168	0	94.5	1.1		86	0.0310	0.2400	<0.02	<0.002	0.03
Sis-Martyrs-Canadiens	13-sept-04	9	0.0	0.0	0.0	0.0	13.5	A	0.0	0.0	A	0.0	3	1000			10.3	0.0	1.60		164	1	93.3	1.1	2	85	0.0400	0.2400	<0.02	<0.002	0.04
Sis-Martyrs-Canadiens	12-oct-04	5	0.5	0.0	0.0	0.0	1.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	2247			11.1	0.0	0.78		164	1	89.0	1.6	2	89	0.0900	0.2200	0.03	<0.002	<0.02
Sis-Martyrs-Canadiens	25-oct-04	1	0.5	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1026			9.9	0.0			168	0	93.2	1.0	4	89	0.0300	0.2700	0.05	<0.002	0.04
Sis-Martyrs-Canadiens	15-nov-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	3.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	3048			10.4	0.0	0.59		116	1	94.9	0.9	5	90	0.0380	0.2500	<0.02	<0.002	0.03

Appendice A - A-14

Municipalité	Date (prélev.)	MRA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyanobactéries	cryptophycées	chrysophycées	protozoaires (nématode)	rotifère	larves et débris insectes	débris plantes	Total/	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particularités
Sis-Martyrs-Canadiens	9-déc-03		0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	présente	0	4	3	0
Sis-Martyrs-Canadiens	19-jan-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	3	2	0
Sis-Martyrs-Canadiens	9-fév-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0					
Sis-Martyrs-Canadiens	8-mars-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	8	2	0
Sis-Martyrs-Canadiens	5-avr-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	5	2	0
Sis-Martyrs-Canadiens	26-avr-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	4	3	0
Sis-Martyrs-Canadiens	17-mai-04		0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	présente	0	3	2	0
Sis-Martyrs-Canadiens	14-juin-04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0
Sis-Martyrs-Canadiens	19-juil-04		2	24	94	0	0	2	0	1	0	123	présente	0	3	2	0
Sis-Martyrs-Canadiens	9-aot-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0
Sis-Martyrs-Canadiens	13-sep-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	7	2	0
Sis-Martyrs-Canadiens	12-oct-04		0	23	0	0	0	0	0	0	0	23	présente	0	3	2	0
Sis-Martyrs-Canadiens	25-oct-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2	0
Sis-Martyrs-Canadiens	15-nov-04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	absence	0	3	2	0

Appendice A - A-15

Municipalité	Date (prélev.)	BHAA (ufc/m)	BHAA spores (ufc/100ml)	Enterocoques (ufc/100ml)	E. coli mTEC (ufc/100ml)	E. coli MII (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A, 1601)	Coliphages F-ARN [1602] (ufp/100ml)	Coliphages F-ARN [NRS] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [NRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (ppmu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kysts/100L)	Cryptosporidium (oocysts/100L)	température (°C)	chlore (mg/l)	Turbidité (um) CEARQ	Turbidité (um) [ville]	conductivité précipitations	%Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Durée totale	Fer (mg/L)	Mn(mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/ N)	Nitrites (mg/l)	NO2 NO3 mg/1 N	
St-Stanislas	2-déc-03	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	ND	ND			10.3	0.0	<0.10		43	0	99.2	0.5	<1	11	0.0030	0.0230	<0.02		0.28
St-Stanislas	13-jan-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	ND	ND			5.1	0.0	<0.10		40	0	98.4	0.5	<1	11	0.0110	0.0180	<0.02	<0.01	0.31
St-Stanislas	24-fév-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	ND	ND			5.4	0.0	0.14		41	0	99.0	0.6	<1	10	0.0080	0.0190	0.02	<0.01	0.33
St-Stanislas	2-mars-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	ND	ND			5.4	0.0	<0.10		40	0	99.0	1.0	<1	10	0.0090	0.0210	<0.02	<0.01	0.28
St-Stanislas	30-mars-04	1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	860			5.0	0.0	<0.10		45	0	99.4	0.3	<1	10	0.0080	0.0190	<0.02	<0.002	0.28
St-Stanislas	20-avr-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1568			4.8	0.0	0.18		36	1	99.4	0.4	<1	10	0.0020	0.0160	<0.02	<0.002	0.26
St-Stanislas	11-mai-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1635			6.8	0.0	2.90		37	0	99.6	0.9	<1	9	0.0040	0.0150	0.03	<0.002	0.27
St-Stanislas	8-juin-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1052			8.8	0.0			35	0	98.6	0.4	<1	10	0.0310	0.0150	<0.02	<0.003	0.21
St-Stanislas	6-juil-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1010			10.8	0.0	<0.10		35	1	98.0		<1	10	0.0050	0.0160	<0.02	<0.002	<0.02
St-Stanislas	3-août-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1277			13.4	0.0	<0.10		38	0	98.6	0.6	<1	10	0.0070	0.0160	<0.02	<0.003	0.26
St-Stanislas	7-sep-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1069			12.6	0.0	<0.10		34	0	99.3	0.8	<1	10	0.0190	0.0170	<0.02	<0.002	0.25
St-Stanislas	28-sep-04	1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1261			12.5	0.0	0.10		35	0	98.9	0.7	<2	10	0.0720	0.0140	<0.02	<0.002	0.23
St-Stanislas	19-oct-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1040			10.8	0.0	<0.10		34	0	99.5	0.7	1	10	0.0620	0.0160	<0.02	<0.002	0.19
St-Stanislas	9-nov-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0	1478			9.9	0.0	1.70		34	1	98.3	0.7	<2	11	0.4400	0.0160	<0.02		0.21

Appendice A - A-16

Municipalité	Date (prélev.)	MPA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyanobactéries	chrysophycées	protozoaires (nématode)	rotifère	larves et débris insectes	débris plantes	Total	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particules
St-Stanislas	2-déc-03		0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	3	0
St-Stanislas	13-jan-04		0	3	0	0	0	0	0	0	3	n/a	0	3	3	0
St-Stanislas	24-fév-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	3	0
St-Stanislas	2-mars-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0
St-Stanislas	30-mars-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0
St-Stanislas	20-avr-04	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	3	0
St-Stanislas	11-mai-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	présence	0	2	2	0
St-Stanislas	8-juin-04		2	0	0	0	0	0	0	0	2	présence	0	2	2	0
St-Stanislas	6-juil-04		0	114	0	0	0	0	1	0	115	présence	0	2	2	0
St-Stanislas	3-aout-04		0	20	0	0	0	0	0	0	20	présence	0	2	2	0
St-Stanislas	7-sep-04		0	0	35	0	0	0	0	0	35	présence	0	2	2	0
St-Stanislas	28-sep-04		0	6	0	0	0	0	0	0	6	présence	0	2	2	0
St-Stanislas	19-oct-04	0	0	2	41	0	0	0	0	0	43	présence	0	2	2	0
St-Stanislas	9-nov-04		0	0	0	0	1	0	0	0	2	absence	0	4	0	beaucoup de fibres

Appendice A - A-17

Municipalité	Date (prelev.)	BHA (ufc/ml)	BHA spores (ufc/100ml)	Enterococcus (ufc/100ml)	E. coli mTEC (ufc/100ml)	E. coli MII (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A, 1601)	Coliphages F-ARN [1602] (ufp/100ml)	Coliphages F-ARN [NRS] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [1601] (P/A)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [NRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (nppu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kystes/100L)	Cryptosporidium (oocystes/100L)	température (°C)	chlorté (mg/l)	Turbidité (um) CEAQ	Turbidité (um) ville	conductivité précipitations	%Transmittance UV	COT (mg/L)	Colueur (U.C.V)	Dureté totale	Fer (mg/L)	Mn (mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/l N)	nitrates (mg/l)	NO2 NO3 mg/l N	
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	1-déc-03	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND			9.3	0.0	1.40		298	1	99.7	1.3	2	96	0.4200	0.0660	0.83	<0.002	0.51
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	12-jan-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND			9.0	0.0	1.90	1.55	237		94.1	0.7	2	78	0.5000	0.0640	0.02	<0.01	0.94
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	23-fév-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND				0.0	1.70				95.1	1.5	2	94	0.3600	0.0520	<0.02	<0.002	1.33
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	1-mars-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND			7.6	0.0	1.50	0.87	316	0	95.3	1.3	3	97	0.4400	0.0550	<0.02	<0.002	1.37
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	29-mars-04	2	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	769				0.0	2.10				95.5	1.1	2	110	0.4200	0.0530	<0.02	<0.002	1.60
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	19-avr-04	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND			9.3	0.2	0.80	1.46	385	1	93.0	1.1	1	120	0.3800	0.0430	<0.02	<0.002	1.57
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	10-mai-04	1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1757	0	0		1.2	1.60				95.0	1.7	2	120	0.4100	0.0530	<0.02	<0.002	1.22
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	7-juin-04	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND			7.6	0.0	0.88	0.52	348		94.5	1.0	3	110	0.3600	0.0460	<0.02		1.45
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	17-août-04	0	1.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	910			7.9	0.0	2.40	1.09	368	0	95.8	1.1	2	120	0.4000	0.0500	0.03	<0.002	1.52
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	7-sep-04	0	0.5	0.0	0.0	0.0	1.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1724			11.0	0.2	0.92				93.6	1.0	1	140	0.3400	0.0470	0.07	<0.002	1.44
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	27-sep-04	9	0.5	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1036			10.6	0.0	0.85	1.41	354	0	94.7	1.1	1	120	0.3200	0.0440	<0.02		1.50
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	18-oct-04	14	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1829			11.0	0.0	1.30	1.52	355	0	94.7	1.3	5	120	0.3900	0.0460	<0.02	<0.002	1.64
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	8-nov-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1597			10.2	0.0	3.20	1.12	397	0	95.0	1.4	<2	120	0.5400	0.0510	<0.02	<0.002	1.67

Appendice A - A-18

Municipalité	Date (prélev.)	MPA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyanobactéries	cryptophycées	chrysophycées	protistes (métazoaires)	ruffète	larves et débris insectes	débris plantes	Total/	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particularités
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	1-déc-03		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	3	5	1	0
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	12-jan-04		0	4	0	1	50	0	0	0	0	55	présente	0	6	3	50 algues Rhodophytes (Lemanea sp.)
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	23-fév-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	5	2	0
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	1-mars-04		0	0	95	0	0	0	0	0	0	95	visible	0	6	3	présence de filaments
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	29-mars-04		0	20	0	0	0	0	0	0	1	21	présente	0	7	2	0
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	19-avr-04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	4	2	présence de fines fibres
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	10-mai-04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	7	2	0
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	7-juin-04		0	15	79	0	0	0	0	0	0	94	présente	0	3	2	présence de fibres
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	17-août-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	bep courtes fibres
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	7-sep-04		0	0	21	0	0	0	0	0	0	21	présente	0	3	2	0
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	27-sep-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	5	2	0
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	18-oct-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	2	présence de fibres
Trois-Rivières (PDL) Rés. Ste-Marguerite	8-nov-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	5	2	présence de fibres

Appendice A - A-19

Municipalité	Date (prélev.)	BHAA (ufc/m)	BHAA spores (ufc/100ml)	Enterocoques (ufc/100ml)	E. coli mTBC (ufc/100ml)	E. coli MII (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [INRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (mpvu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kystes/100L)	Cryptosporidium (oocystes/100L)	température (°C)	chlore (mg/l)	Turbidité (um) CBAQ	Turbidité (um) [ville]	conductivité précipitations	%Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Durcité totale	Fer (mg/L)	Mn(mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/ N)	nitrates (mg/l)	NO2 NO3 mg/ N
Val D'Or	15-déc-03	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	ND	ND	ND	0.0	0.18		1	93.0	1.4	3	150	0.0740	0.0900	<0.02	<0.002	0.20
Val D'Or	26-jan-04	ND	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	ND	ND	7.9	0.0	0.31		395	99.1	1.3	2	150	0.1800	0.1200	<0.02	<0.002	0.23
Val D'Or	16-fév-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	ND	ND	8.1	0.0	0.17		391	93.3	0.9	2	150	0.0700	0.0900	<0.02	<0.002	0.38
Val D'Or	15-mars-04	14	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND	ND	ND	7.7	0.0	0.40		ND	94.2	1.2	3	150	0.1300	0.0820	<0.02	<0.002	0.26
Val D'Or	13-avr-04	22	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1343				0.0	0.53		0	94.3	1.2	2	150	0.0780	0.0810	<0.02	<0.002	0.21
Val D'Or	4-mai-04	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.0	0.0	0	2916			8.6	0.0	0.38		364	93.1	2.0	3	170	0.0660	0.0790	<0.02		0.25
Val D'Or	25-mai-04	23	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1358	0	0		0.0			1				150	0.1300	0.0940	<0.02		0.34
Val D'Or	22-juin-04	ND	0.5	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1243				0.0	0.15		0	89.4	2.5	5	140	0.0720	0.0830	<0.02	<0.002	0.27
Val D'Or	20-juil-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1036		11.2	11.2	0.0			313	97.4			150	0.0860	0.0850	0.07		0.34
Val D'Or	17-aôut-04	15	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1249		9.7	9.7	0.0	0.35		333	90.4	1.4	3	140	0.1200	0.0880	<0.02	<0.002	0.23
Val D'Or	20-sept-04	215	1.5	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1248		10.9	10.9	0.0	0.52		325	90.4	1.6	4	150	1.7000	0.1400	<0.02		0.29
Val D'Or	12-oct-04	5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	3199		10.1	10.1	0.0	3.10		330	91.4	2.3	5	160	0.3300	0.1000	<0.02	<0.002	0.33
Val D'Or	2-nov-04	1770	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1817		10.1	10.1	0.0	0.31		353	92.8	1.3	6	160	0.1200	0.0850	<0.02	<0.002	0.41
Val D'Or	23-nov-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1363		9.7	9.7	0.0	2.40		361	91.7	1.5	5	170	0.1300	0.0810	<0.02	0.0029	0.03

Appendice A - A-20

Municipalité	Date (prélev.)	MPA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyanobactéries	cryptophycées	chrysophycées	protozoaires (nématode)	rotifère	larves et débris insectes	débris plantes	Total/	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particulaires
Val D'Or	15-déc-03		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	5	4	0
Val D'Or	26-jan-04		0	14	725	0	0	0	0	0	0	739	visible	0	7	7	0
Val D'Or	16-fév-04		0	0	191	0	0	0	0	0	0	191	visible	0	5	3	0
Val D'Or	15-mars-04		0	3	0	0	0	0	0	0	19	22	présence	0	7	3	0
Val D'Or	13-avr-04		0	62	0	0	0	0	0	0	42	104	présence	0	3	3	0
Val D'Or	4-mai-04		0	7	0	0	0	0	0	0	3	10	présence	0	2	2	0
Val D'Or	25-mai-04	0															
Val D'Or	22-juin-04		0	1	6	0	0	0	0	0	0	7	présence	0	3	3	0
Val D'Or	20-juil-04	7700	32	0	0	0	0	0	0	0	7	7739	présence	3	7	2	0
Val D'Or	17-aod-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	7	2	0
Val D'Or	20-sep-04		0	0	0	0	0	0	0	0	3	3	absence	0	2	2	0
Val D'Or	12-oct-04		0	0	0	0	0	0	0	0	13	13	absence	0	3	2	0
Val D'Or	2-nov-04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	13	absence	0	3	2	0
Val D'Or	23-nov-04		0	84	0	0	0	0	0	0	3	87	absence	0	2	2	0

Appendice A - A-21

Municipalité	Date (prélev.)	BHAA (ufc/m)	BHAA spores (ufc/100ml)	Enterococcus (ufc/100ml)	E. coli mTEC (ufc/100ml)	E. coli MII (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A, 1601)	Coliphages F-ARN [1602] (ufp/100ml)	Coliphages F-ARN [DNRS] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [1601] (P/A)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [DNRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (mpvu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kystes/100L)	Cryptosporidium (oocystes/100L)	température (°C)	chlore (mg/l)	Turbidité (um) CEABQ	Turbidité (um) [ville]	conductivité précipitations	%Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Dureté totale	Fe (mg/L)	Mn(mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/ N)	nitrates (mg/l)	NO2 NO3 mg/ N
Victoriaville puits Arthabaska	1-déc-03	6	14.5	0.5	0.0	0.0	5.0	A	0.0	0.0	P	0.0	0.0	ND	ND				0.0	<0.10	0.06		91.9	1.5	2	67	0.0030	<0.0003	<0.02	<0.01	0.86
Victoriaville puits Arthabaska	12-jan-04	4	37.0	0.0	0.0	0.0	29.5	A	0.0	0.0	P	0.0	0.0	ND	ND			6.0	0.0	<0.10	0.06	90	93.6	1.5	2	74	0.0060	<0.0003	<0.02	<0.01	1.14
Victoriaville puits Arthabaska	24-fév-04	0	16.0	0.0	0.0	0.0	5.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND			6.0	0.0	0.24	0.04	114	93.1	1.7	2	76	0.0040	<0.0003	<0.02	<0.002	0.91
Victoriaville puits Arthabaska	9-mars-04	14	50.0	0.0	0.0	0.0	28.5	A	0.0	0.0	P	2.0	3.6	ND	ND			5.0	0.0	<0.10	0.04	0	93.3	1.4	3	74	0.0040	<0.0003	<0.02	<0.002	1.14
Victoriaville puits Arthabaska	30-mars-04	13	109.0	0.5	0.0	0.5	41.5	A	0.0	0.0	P	1.0	0.2	9	1020			5.0	0.0	0.65	0.04	1	92.5	1.9	3	77	0.0860	<0.0003	<0.02	<0.002	0.84
Victoriaville puits Arthabaska	27-avr-04	1	24.5	0.0	0.0	0.0	0.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1000			6.0	0.0	<0.1	0.05	1	91.5	1.5	3	77	0.1800	<0.0003	<0.02	<0.002	0.76
Victoriaville puits Arthabaska	11-mai-04	0	41.0	0.5	0.0	0.0	2.0	A	0.0	0.0	P	0.0	0.0	0	1224			7.0	0.0	RNF	0.04	0	91.0	1.7	3	68	0.0820	<0.0003	0.03	<0.002	0.55
Victoriaville puits Arthabaska	8-juin-04	0	9.5	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1391			6.0	0.0	0.41	0.05	1	90.3		2	74	0.0090	0.0003	<0.02	<0.002	0.46
Victoriaville puits Arthabaska	6-juil-04	15	8.5	0.0	0.0	0.0	1.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1372			8.0	0.0	<0.10	0.05	1	89.7	1.9	3	79	0.0190	0.0020	<0.02	<0.003	0.38
Victoriaville puits Arthabaska	3-aot-04	0	9.0	0.0	0.5	0.0	2.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1610			10.0	0.0	<0.10	0.05	227	96.3	2.0	3	74	0.0030	<0.0003	<0.02	<0.002	0.72
Victoriaville puits Arthabaska	14-sept-04	5	6.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1323				0.0	<0.10		0	91.7	0.8	3	110	0.0530	0.0050	<0.02	<0.002	0.29
Victoriaville puits Arthabaska	28-sept-04	0	11.5	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	949			19*	0.0	<0.10	0.05	250	91.9	2.0	3	80	0.1000	0.0009	<0.02	<0.003	0.42
Victoriaville puits Arthabaska	19-oct-04	0	5.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	2641			15.0	0.0	0.14	0.05	258	94.8	1.5	2	94	0.0790	0.0020	0.02	<0.002	0.45
Victoriaville puits Arthabaska	9-nov-04	2	3.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1408			15.0	0.0	0.15	0.10	260	93.4	1.5	2	91	0.0030	<0.0003	<0.02		0.48

Appendice A - A-22

Municipalité	Date (prélev.)	MPA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyanobactéries	cryptophycées	chrysophycées	protozoaires (cénariole)	rotifère	larves et débris insectes	débris plantes	Total	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particulières
Victoriaville puits Arthabaska	1-déc-03		0	1	0	0	0	1	0	0	0	2	présence	0	3	4	0
Victoriaville puits Arthabaska	12-jan-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0
Victoriaville puits Arthabaska	24-fév-04		0	3	0	0	0	1	0	0	53	57	présence	2	3	2	0
Victoriaville puits Arthabaska	9-mars-04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0
Victoriaville puits Arthabaska	30-mars-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	4	3	0
Victoriaville puits Arthabaska	27-avr-04		0	3	0	0	0	0	0	0	0	3	présence	0	7	2	0
Victoriaville puits Arthabaska	11-mai-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0
Victoriaville puits Arthabaska	8-juin-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	3	2	0
Victoriaville puits Arthabaska	6-juil-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	2	0
Victoriaville puits Arthabaska	3-août-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	1	1	0
Victoriaville puits Arthabaska	14-sep-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	0
Victoriaville puits Arthabaska	28-sep-04	8	0	3	0	0	0	0	0	0	0	3	présence	0	2	2	0
Victoriaville puits Arthabaska	19-oct-04		0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	absence	0	2	2	0
Victoriaville puits Arthabaska	9-nov-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	2	2	0

Appendice A - A-23

Municipalité	Date (prélev.)	BHAA (ufc/ml)	BHAA spores (ufc/100ml)	Enterocoques (ufc/100ml)	E. coli nTEC (ufc/100ml)	E. coli MI (ufc/100ml)	Coliformes totaux (ufc/100ml)	Coliphages F-ARN [1601] (P/A, 1601)	Coliphages F-ARN [1602] (ufp/100ml)	Coliphages F-ARN [NRS] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [1601] (P/A)	Coliphages somatiques [1602] (ufp/100ml)	Coliphages somatiques [NRS] (ufp/100ml)	Virus entériques (appu/1000 L)	Volume filtré (L)	Giardia (kystes/100L)	Cryptosporidium (oocystes/100L)	température (°C)	chllore (mg/l)	Turbidité (um) CEABQ	Turbidité (um) ville	conductivité précipitations	%Transmittance UV	COT (mg/L)	Couleur (U.C.V)	Durée totale	Fer (mg/L)	Mn(mg/l)	N2 Ammoniacal (mg/ N)	nitrates (mg/l)	NO2 NO3 mg/ N	
Wickham Puits C	1-déc-03	18	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	A	0.0	0.0	A	lyse	0.0	ND	ND			9.0	0.0	0.26	0.47	260	0	90.0	1.9	7	78	0.0480	0.0820	1.83	<0.002	<0.02
Wickham Puits C	13-jan-04	1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND			6.2	0.0	0.11	0.20	288	0	84.1	2.2	8	77	0.0420	0.0810	1.41	<0.01	<0.02
Wickham Puits C	25-fév-04	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND			6.2	0.0	0.14	0.80	305	0	84.3	2.2	8	75	0.0430	0.0790	1.45	<0.01	<0.02
Wickham Puits C	1-mars-04	19	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	ND	ND			6.7	0.0	0.12	0.24	304	0	84.2	2.4	9	75	0.0420	0.0790	1.46	<0.002	<0.02
Wickham Puits C	29-mars-04	1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1429	0	0	6.2	0.0	<0.10	0.12	314	0	85.0	2.3	8	78	0.0400	0.0730	1.40	<0.01	0.08
Wickham Puits C	21-avr-04	330	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	944			7.1	0.0	0.20	1.00	278	0	84.9	2.1	8	78	0.0440	0.0810	0.26		
Wickham Puits C	10-mai-04	1000	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1486			10.0	0.0	0.14	0.20	285	0	84.9	2.2	9	77	0.0380	0.0820	1.55	<0.002	0.04
Wickham Puits C	7-juin-04	>3000	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1160			10.9	0.0	0.31	0.16	282	0	84.3	2.1	8	79	0.0450	0.0820	1.50	<0.002	<0.02
Wickham Puits C	6-juil-04	>3000	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	2397			14.4	0.0	0.18	0.40	278	0	82.5		8	78	0.0450	0.0810	1.50	<0.002	0.25
Wickham Puits C	3-août-04	>3000	0.0	0.5	0.0	0.0	147.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1067			14.4	0.0	0.17	1.86	284	1	84.0	2.1	8	80	0.0450	0.0830	1.37	<0.003	0.02
Wickham Puits C	7-sept-04	>3000	0.0	2.0	0.0	0.0	11.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	781			15.2	0.0	0.21	0.10	284	85.0	2.5	10	81	0.0320	0.0790	1.80	<0.002	0.02	
Wickham Puits C	27-sept-04	>3000	0.0	0.0	0.0	0.0	179.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	818			14.5	0.0	0.19		290	0	84.5	2.4	9	79	0.0580	0.0810	1.46	<0.002	0.02
Wickham Puits C	18-oct-04	>3000	0.0	0.0	0.0	0.0	4.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1600			12.7	0.0	0.10	0.30	311	84.4	2.2	9	79	0.0540	0.0810	1.43	<0.002	<0.02	
Wickham Puits C	8-nov-04	2000	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	A	0.0	0.0	A	0.0	0.0	0	1397			10.7	0.0	0.12	0.37	311	83.5	2.1	8	83	0.0470	0.0830	1.45		0.02	

Appendice A - A-24

Municipalité	Date (prélèv.)	MPA (Clancy)	Algues chlorophycées	diatomées	cyanobactéries	cryptophycées	chrysophycées	protozoaires (nématode)	rotifère	larves et débris insectes	débris plantes	Total/	pigmentation algue	grains pollen	matière particulaire	particules minérales	autres particulières
Wickham Puits C	1-déc-03		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	5	4	0
Wickham Puits C	13-jan-04		0	1	0	0	0	1	0	0	0	2	n/a	0	4	3	0
Wickham Puits C	25-fév-04		0	3	0	0	0	0	0	0	0	3	présence	0	3	3	0
Wickham Puits C	1-mars-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	n/a	0	2	1	0
Wickham Puits C	29-mars-04	25	0	0	0	0	0	0	0	0	P	0	n/a	0	7	7	0
Wickham Puits C	21-avr-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	présence	0	3	2	0
Wickham Puits C	10-mai-04		0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	n/a	0	3	2	0
Wickham Puits C	7-juin-04		0	108	0	0	0	0	0	0	0	108	présence	0	3	2	0
Wickham Puits C	6-juil-04		0	2	0	0	0	0	0	0	0	2	présence	0	3	2	0
Wickham Puits C	3-août-04		0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	absence	0	5	2	0
Wickham Puits C	7-sep-04		0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	présence	0	3	2	0
Wickham Puits C	27-sep-04	20	1	6	0	0	1	0	0	0	0	8	présence	0	3	2	0
Wickham Puits C	18-oct-04		0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	présence	0	3	2	0
Wickham Puits C	8-nov-04		0	6	0	0	0	0	0	0	0	6	présence	0	3	2	0

## **Appendice B: Fiche et protocole d'échantillonnage**



## Protocole d'échantillonnage

### Précautions à prendre

A) Utiliser des robinets dédiés uniquement à l'échantillonnage et ouverts en permanence lorsque cela est possible, sinon s'assurer que le robinet d'eau froide est utilisé, que le robinet d'eau chaude est bien fermé et que le robinet choisi n'est pas branché à un système de traitement individuel;

B) Il est à noter que tous les échantillons destinés aux analyses microbiologiques doivent toujours être prélevés dans des contenants stériles fournis, en laissant un espace d'air d'au moins 2,5 cm (1 pouce) entre la surface du liquide et le bouchon, ce qui facilite l'homogénéisation de l'échantillon au moment de son analyse au laboratoire. De plus, toutes les **conditions de stérilité nécessaires doivent être respectées lors de la prise de l'échantillon (i.e. éviter de mettre les doigts ou tout autre objet à l'intérieur du goulot et du bouchon du contenant et limiter au minimum l'exposition à l'air libre du contenant lors de l'échantillonnage).**

### Mode de prélèvement

A) Enlever tout aérateur sur le robinet

B) Si possible, nettoyer l'extérieur et l'intérieur du bec du robinet à l'aide d'une pièce de coton propre imbibée d'une solution commerciale d'eau de javel (environ 5 % d'hypochlorite de sodium) avant l'étape C);

C) Laisser couler l'eau pendant 5 minutes avant de prélever un échantillon afin de s'assurer que l'eau est représentative de celle dans le puits avant toute forme de traitement;

D) Boucher soigneusement et hermétiquement tous les contenants après les prélèvements;

E) Enregistrer adéquatement les échantillons prélevés à l'aide des formulaires appropriés (au verso de cette feuille) et remettre les bouteilles dans les bonnes glacières (les deux plus grosses bouteilles dans la glacière en plastique (Institut Armand-Frappier) et les 5 autres bouteilles dans la glacière en styromousse (CEAEQ-MENV);

\*

### Conservation des échantillons :

G) Placer les bouteilles à 4°C dans la glacière avec les agents réfrigérant (ice-pack) et nous retourner le tout le même jour par messagerie rapide – 24h (les bordereaux d'expédition déjà complétés sont fournis).

Attention : Les échantillons doivent toujours être conservés à 4°C. Il faut faire attention que les bouteilles ne gèlent pas (pendant l'hiver).

**Informations générales**

<b>Municipalité</b>			
<b>Date du prélèvement</b>		<b>Heure du prélèvement</b>	
<b>Identification de la personne qui prélève l'échantillon</b>			

**Informations sur le puits échantillonné (si disponibles)**

Identification du puits (numéro, localisation, ...)		
Température eau brute		
Turbidité eau brute		
Conductivité eau brute		
<b>Précipitations dans les dernières 48 heures ?</b>	OUI	NON

**NOTE : L'eau brute est l'eau prélevée avant tout type de traitement**

**Filtration (à compter d'avril 2004)**

	<b>COMPTEURS D'EAU</b>		<b>PRESSION</b>
	<b>DÉBUT</b>	<b>FIN</b>	<b>(psi)</b>
<b>VIRUS (gros filtre)</b>			<b>FIN</b>
<b>PARASITES (petit filtre)</b>			

Le cadran du compteur d'eau comporte 7 chiffres. Les trois derniers chiffres sont dans une zone rouge.

0	0	0	0	2	4	5
---	---	---	---	---	---	---

Pour le dernier chiffre, malgré les graduations, inscrivez le chiffre le plus près de la ligne de mesure. Ex. si la ligne de mesure est entre le 4 et le 5, mais plus près du 5, inscrivez 5.

Commentaires ou problèmes survenus lors du prélèvement de l'échantillon :

## **Appendice C: Protocole de concentration virus et parasites**



# Montage virus

SVP SUIVRE ATTENTIVEMENT LES ÉTAPES CI-DESSOUS  
ET AU BESOIN, CONSULTER LES PHOTOS

**ATTENTION DE BIEN POSITIONNER LES WASHERS (pour minimiser les fuites)**

- Étape #1** : Branchez le tuyau identifié « **eau brute** » au robinet d'échantillonnage d'eau brute (avec l'extrémité « boyau d'arrosage »)
- Étape #2** : Reliez le montage virus à l'autre extrémité de ce tuyau à l'aide de la connexion rapide (*quick-connect*)
- Étape #3** : Branchez le tuyau identifié « **égout** » à la sortie du montage virus (avec l'extrémité « boyau d'arrosage »)
- Étape #4** : Mettre l'autre extrémité du tuyau « **égout** » dans un drain ou un lavabo (l'extrémité sans aucune connexion)

**IMPORTANT-IMPORTANT-IMPORTANT-IMPORTANT**  
AVANT D'OUVRIR LE ROBINET D'ÉCHANTILLONNAGE, INSCRIVEZ LES  
CHIFFRES APPARAISSANT SUR LE COMPTEUR D'EAU SUR LA FICHE  
D'ÉCHANTILLONNAGE

- Étape #5** : Ouvrez le robinet d'échantillonnage d'eau brute.
- Étape #6** : Ajustez le débit de l'eau à environ **10 Litres/minute**. Pour confirmer ce débit, vérifiez sur le **compteur d'eau** le volume d'eau filtré en 1 minute et assurez-vous que ce volume est inférieur à **10 Litres/minute**. La Figure 4 explique comment lire le compteur d'eau.
- Étape #7** : La pression doit toujours être **inférieure à 30 psi**. La pression peut augmenter progressivement durant la filtration. Cette augmentation sera plus ou moins rapide selon l'accumulation d'impuretés dans la cartouche.
- Étape #8** : Le temps requis pour la filtration d'environ 1 m<sup>3</sup> (1000 L) dépendra du débit de filtration déterminé et de la limpidité (turbidité) de l'eau. Voici un tableau qui vous donne une estimation du temps minimum requis pour la filtration de 1 m<sup>3</sup>. Ce calcul suppose que le débit sera constant. Le volume minimum d'eau filtré doit être de 750L.

Débit calculé en L/min	Temps <u>minimum</u> requis pour la filtration de 1 m <sup>3</sup> (1000L) en minutes et la correspondance en heures
4	250 minutes; 4 h 10 min
5	200 minutes ; 3 h 20 min
6	166 minutes; 2h 45 min
7	143 minutes; 2 h 30 min
8	125 minutes; 2 h 05 min
9	110 minutes; 1h 50 min
10	100 minutes; 1 h 40 min

- Étape #9:** Vous pouvez quitter les lieux et revenir plus tard pour arrêter la filtration. Cependant, lors du premier échantillonnage, nous vous prions de bien vouloir rester sur place afin de s'assurer du bon fonctionnement du montage. Même s'il y a plus de 1 m<sup>3</sup> qui est filtré, ce n'est pas grave en autant que le volume est supérieur à 1 m<sup>3</sup>. Avant de quitter, il est cependant recommander de demeurer sur place pendant au moins 30 minutes afin d'observer à quelle vitesse la pression à l'entrée du montage augmente. En effet, il est possible que pour certaines eaux, la pression augmente rapidement si elle contient beaucoup de particules.
- Étape #10:** Avant d'arrêter la filtration, notez la pression finale sur le **manomètre** à l'entrée du montage. Pour arrêter la filtration, fermez le **robinet** d'échantillonnage d'eau brute et **NOTEZ les chiffres du compteur d'eau** sur la fiche d'échantillonnage.
- Étape #11:** Pour retourner la glacière, vous pouvez laisser les tuyaux branchés après le montage ou les enlever, selon ce qui rentre le mieux dans la glacière.
- Étape #12:** N'oubliez pas de replacer les agents réfrigérants (*ice-pack*) dans la glacière et de remplir les 2 bouteilles d'eau brute! Merci beaucoup pour votre précieuse collaboration.

Merci beaucoup pour votre précieuse collaboration !

Pour toute question : Annie Locas 450-687-5010 poste 4226

# Montage virus-parasites

SVP SUIVRE ATTENTIVEMENT LES ÉTAPES CI-DESSOUS  
ET AU BESOIN, CONSULTER LES PHOTOS

ATTENTION DE BIEN POSITIONNER LES WASHERS (pour minimiser les  
fuites)

- Étape #1** : Branchez le « Y » au robinet d'échantillonnage d'eau brute
- Étape #2** : Sur une des branches du « Y », branchez le montage virus de la façon suivante :
- Étape #3** : Branchez le tuyau identifié « eau brute » à une des branches du « Y ». (avec l'extrémité « boyau d'arrosage »)
- Étape #4** : Reliez le montage virus à l'autre extrémité de ce tuyau à l'aide de la connexion rapide (*quick-connect*)
- Étape #5** : Branchez le tuyau identifié « égout » à la sortie du montage virus (avec l'extrémité « boyau d'arrosage »)
- Étape #6** : Mettre l'autre extrémité du tuyau « égout » dans un drain ou un lavabo (l'extrémité sans aucune connexion)
- Étape #7** : Sur l'autre branche du « Y », brancher le tuyau identifié « eau brute parasites » avec l'extrémité « boyau d'arrosage »
- Étape #8** : Mettre l'autre extrémité du montage parasite (tuyau identifié « égout parasites ») dans un drain ou un lavabo (l'extrémité sans aucune connexion)

<p><b>IMPORTANT-IMPORTANT-IMPORTANT-IMPORTANT</b> AVANT D'OUVRIRE LE ROBINET D'ÉCHANTILLONNAGE, INSCRIVEZ LES CHIFFRES APPARAISSANT SUR LE COMPTEUR D'EAU SUR LA FICHE D'ÉCHANTILLONNAGE</p>
--

- Étape #9** : Ouvrez le robinet d'échantillonnage d'eau brute
- Étape #10** : Ajuster le débit de l'eau à environ **10 Litres/minute pour le montage virus**. Pour confirmer ce débit, vérifiez sur le **compteur d'eau du montage virus** le volume d'eau filtré en 1 minute et assurez-vous que ce volume est inférieur à **10 Litres/minute**. La Figure 1 explique comment lire le compteur d'eau.
- Étape #11** : La pression doit toujours être **inférieure à 30 psi dans le montage virus**. La pression peut augmenter progressivement durant la filtration. Cette augmentation sera plus ou moins rapide selon l'accumulation d'impuretés dans la cartouche.
- Étape #12** : Ajuster (en ouvrant lentement le robinet B du montage parasite – voir **Figure**) le débit de l'eau à environ **4 Litres/minute pour le montage parasites**. Pour confirmer ce débit, vérifiez sur le **compteur d'eau du montage parasites** le volume d'eau filtré en 1 minute et assurez-vous que ce volume est inférieur à **4 Litres/minute**. La Figure 1 explique comment lire le compteur d'eau.
- Étape #13** : Une fois le débit ajusté à 4 Litres/min sur le montage parasites, re-vérifiez sur le **montage des virus** le débit de filtration. Il aura probablement diminué légèrement en raison du prélèvement additionnel d'eau pour les parasites. **Au besoin**, vous pouvez réajuster le débit sur le montage des virus.

**Étape #14 :** La pression doit toujours être inférieure à 60 psi sur le montage parasites.

La pression peut augmenter progressivement durant la filtration en raison de l'accumulation d'impuretés dans la cartouche.

**Étape #15 :** Le temps requis pour la filtration d'environ 1 m<sup>3</sup> (1000 L) dépendra du débit de filtration déterminé et de la limpidité de l'eau. Voici un tableau qui vous donne une estimation du temps minimum requis pour la filtration de 1 m<sup>3</sup>. Ce calcul suppose que le débit sera constant. Le temps réel sera probablement plus long et dépendra de la limpidité de l'eau. Le volume filtré visé est de 1000 L (1 m<sup>3</sup>), bien qu'un volume minimum de 500 L (0.5 m<sup>3</sup>) soit acceptable pour le montage parasite et 750 L pour le montage virus.

MONTAGE VIRUS		MONTAGE PARASITES	
Débit calculé en L/min	Temps minimum requis pour la filtration de 1 m <sup>3</sup> (1000L) en minutes et la correspondance en heures	Débit calculé en L/min	Temps minimum requis pour la filtration de 1 m <sup>3</sup> (1000L) en minutes et la correspondance en heures
4	250 minutes; 4 h 10 min	3	330 minutes ; 5 h 40 min
5	200 minutes ; 3 h 20 min	4	250 minutes; 4 h 10 min
6	166 minutes; 2h 45 min		
7	143 minutes; 2 h 30 min		
8	125 minutes; 2 h 05 min		
9	110 minutes; 1h 50 min		
10	100 minutes; 1 h 40 min		

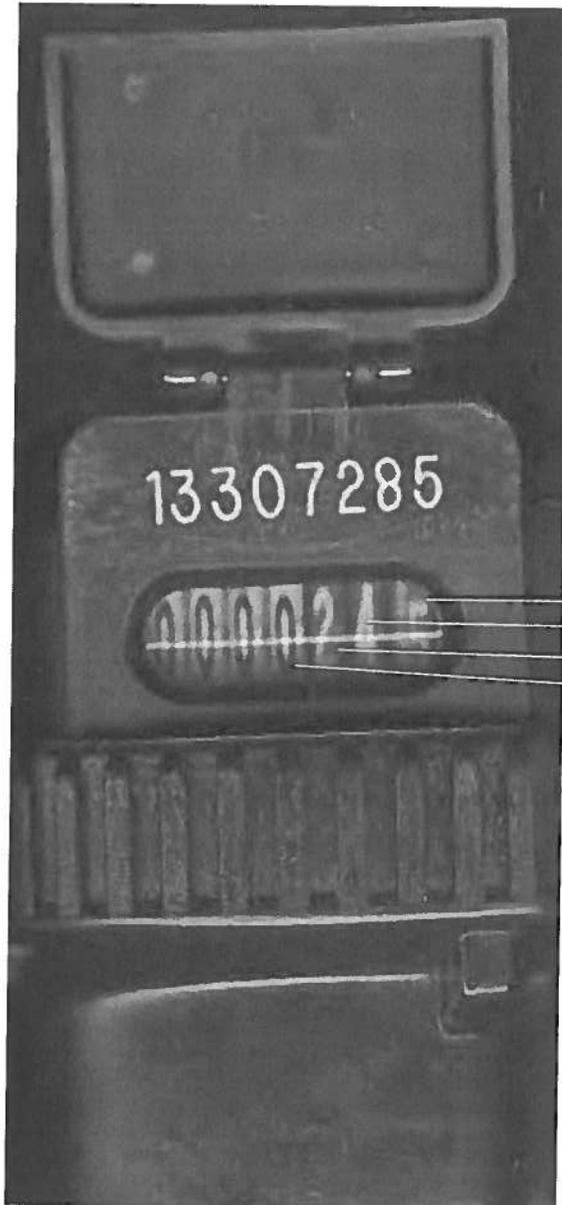
**Étape #16:** Il est possible de quitter les lieux une fois la filtration démarrée. Il est cependant recommandé de demeurer sur place pendant au moins 30 minutes afin d'observer à quelle vitesse la pression à l'entrée du montage augmente. En effet, il est possible que pour certain type d'eau, la pression augmente rapidement si l'eau contient beaucoup de particules.

**Étape #17:** Avant d'arrêter la filtration, notez la pression finale sur le manomètre à l'entrée du montage. Pour arrêter la filtration, fermez le robinet d'échantillonnage d'eau brute, fermez ensuite le robinet B et NOTEZ les chiffres du compteur d'eau sur la fiche d'échantillonnage.

**Étape #18:** N'oubliez pas de replacer les agents réfrigérants (*ice-pack*) dans la glacière avant de la retourner!

Merci beaucoup pour votre précieuse collaboration !

Pour toute question : Annie Locas 450-687-5010 poste 4226



Compteur d'eau en vue rapprochée

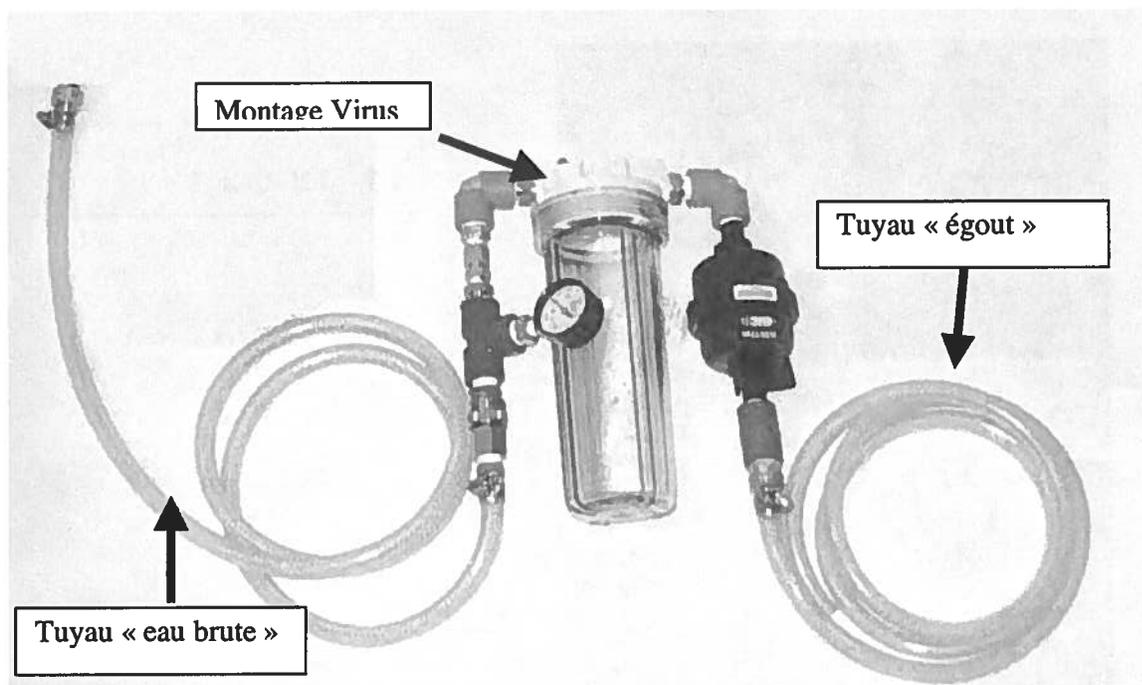
1.1 FIGURE 1

1 L  
10 L  
100 L  
1000 L

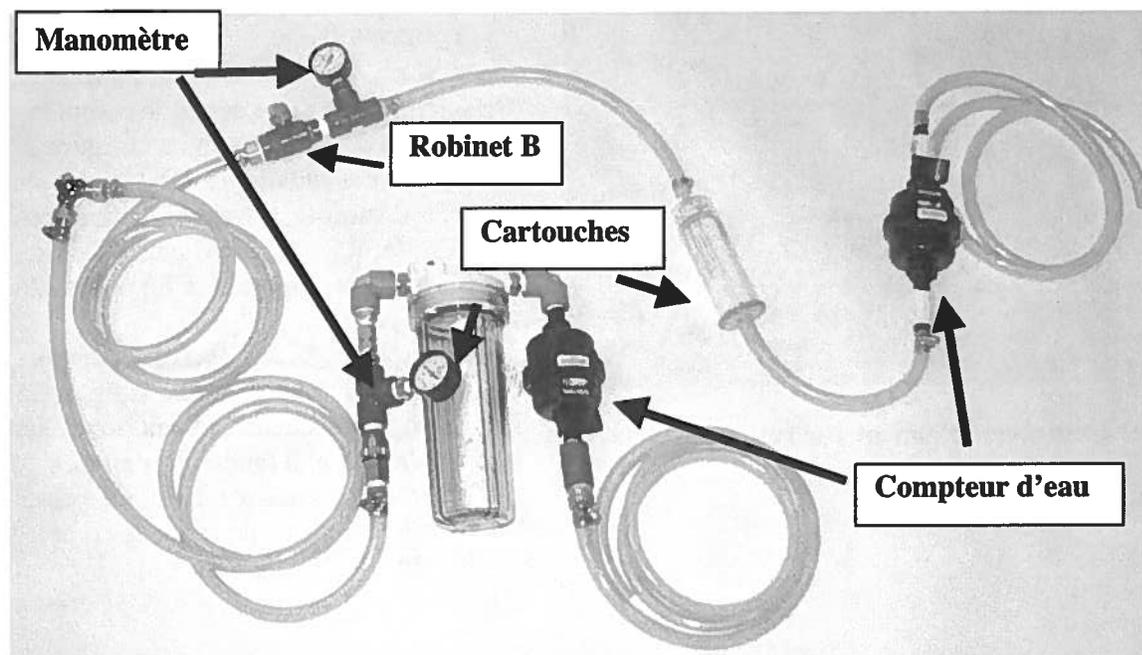
Donc, sur l'image ici, il y a eu 245 litres qui sont passés dans le compteur d'eau

**Exemple 1 :** Si au départ le compteur indique 0000245 (comme la figure 2) et qu'on veut calculer le débit pour l'ajuster à **10 L/minute**, il faudrait qu'en **une minute**, il y ait assez d'eau qui passe pour que le compteur indique **0000255**.

**Exemple 2 :** Si au départ le compteur indique 0000245 (comme la figure 2) et qu'on veut calculer le débit pour l'ajuster à **5L/minute**, il faudrait qu'en **une minute**, il y ait assez d'eau qui passe dans le compteur pour que le compteur indique **0000250**.



**Montage Virus**



**Montage virus et parasites**