

# PROJET RMI

## Lab #1. ANALYSE DE LA QUALITÉ DE L'EAU

Semaine 1: À la rivière      Semaine 2: Au labo

En collaboration avec le Parc de la Rivière des Mille-Îles



- **Interprétation du milieu**
  - **Analyses physico-chimiques**
  - **Analyse bactériologique : coliformes**
  - **Macroinvertébrés comme bioindicateurs**

Le contenu de ce document est inspiré en grande partie des textes du projet  
*J'Adopte un cours d'eau [1]*

## DÉROULEMENT GÉNÉRAL DU LABORATOIRE

### Semaine 1 : Sortie en Rabaska sur la RMI

#### Sur place à la RMI

- Interprétation du milieu
- Analyses physico-chimiques:
  - Profondeur
  - Température
  - Prélèvement #1 : échantillon d'eau pour doser:
    - Turbidité
    - Dureté
    - Nitrates
    - Phosphates inorganiques

Le prélèvement #1 est rapporté au collègue.
- Analyse bactériologique :
  - Prélèvement #2 : échantillon d'eau à rapporter au collègue
- Macroinvertébrés :
  - Récolte
  - Tri et embouteillage

Les bouteilles sont rapportées au collègue.

#### De retour au collège

- Analyses physico-chimiques avec le prélèvement #1:
  - pH
  - Acidification de 50 ml en vue du dosage du phosphore total → **frigo**.
- Analyse bactériologique avec le prélèvement #2 :
  - Ensemencement d'une plaque *Coliplate*.
  - Incubation à 37°C x 24 hres. → **frigo**.
- Macroinvertébrés : bouteilles de tri → **frigo**.

### Semaine 2 : En laboratoire.

- Analyses physico-chimiques :
    - Phosphore total avec le prélèvement #1 acidifié.
  - Analyse bactériologique : dénombrement des coliformes sur la *Coliplate*.
  - Macroinvertébrés :
    - Identification des groupes et validation du tri
    - Dénombrement
- 
- Mise en commun et analyse des résultats
  - Présentation du rapport de laboratoire.

<b>TABLE DES MATIÈRES</b>
---------------------------

	page
INTRODUCTION	3
1. RÉPARTITION DES TÂCHES	3
2. LISTE DU MATÉRIEL	4
3. MANIPULATIONS	
3.1 Échantillonnage	5
3.2 Données physico-chimiques	
3.21 Profondeur	5
3.22 Température	5
3.23 pH	5
3.24 O <sub>2</sub> dissous	6
3.25 Turbidité	7
3.26 Dureté	8
3.27 Phosphate.	
A) Ortho-phosphate.	9
B) Phosphore total.	10
3.28 Nitrate.	11
3.3 Coliformes	12
3.4 Macroinvertébrés	
3.41 Récolte et tri	13
3.42 Identification et dénombrement	14
4. RÉSULTATS	
4.1 Données physico-chimiques	15
4.2 Coliformes	15
4.3 Macroinvertébrés	
4.31 Dénombrement	16
4.32 Qualité de l'eau	17
5. MÉDIAGRAPHIE	17

## INTRODUCTION

### Collaboration avec le Parc de la RMI.

Ce projet est rendu possible grâce à la collaboration du Parc de la Rivière des Mille-Îles qui possède le statut de *Refuge faunique*.

### Interprétation du milieu et sites d'échantillonnage.

La rivière des Mille-Îles (RMI) est particulièrement riche en **marais** et c'est cet écosystème que nous explorons. Le site précis d'interprétation et d'échantillonnage pourra varier, en particulier selon les conditions météorologiques et la durée de la visite.

### Analyses.

Ce document est d'abord un **guide pratique** concernant les analyses à effectuer lors de la sortie en rabaska (1<sup>ère</sup> semaine) et au retour en laboratoire (2<sup>e</sup> semaine):

- Analyses **physico-chimiques**
- Analyse bactériologique par le taux de **coliformes** (totaux et fécaux)
- Analyse de la qualité de l'eau à l'aide de **macroinvertébrés** comme **bioindicateurs**.

Sauf exception, toutes les analyses sont menées en **triplicatas**.

## 1. RÉPARTITION DES TÂCHES pour la sortie en rabaska

### Suggestion :

- On conserve les 6 équipes de 4 déjà formées autour des problématiques de recherche.
  - 2 équipes de 4 se regroupent par rabaska → au total : 3 rabaskas de 8 personnes.
  - Chacun des 3 rabaskas effectue chacune des mesures (en triplicatas pour la classe)
- Le tableau ci-dessous propose une répartition des tâches en 3 sous-groupes par rabaska.

Tâches	Écrire les noms des responsables dans le rabaska	
	Équipe #1	Équipe #2
<ul style="list-style-type: none"> <li>• 2 Prélèvements d'eau, O<sub>2</sub>, profondeur, température, turbidité.</li> <li>• Rapporter au collège les <b>2 prélèvements</b> et les <b>macroinvertébrés</b> (<i>ziploc</i>). S'assurer que tout est bien <b>identifié</b> (date, groupe, équipe, prof)</li> <li>• <b>De retour au collège</b> : coliformes, pH et acidification de 50 ml d'H<sub>2</sub>O pour le phosphore total (au labo suivant)</li> </ul>	1 personne <hr/> Pouvant revenir au cegep après la sortie	1 personne <hr/> Pouvant revenir au cegep après la sortie
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Dureté, nitrate, ortho-phosphate;</li> <li>• <b>Au prochain labo</b>: phosphore total</li> </ul>	1 personne <hr/>	1 personne <hr/>
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Macroinvertébrés : prélèvement et tri</li> </ul>	2 personnes <hr/> <hr/>	2 personnes <hr/> <hr/>
Identifier un(e) <b>barreur(euse)</b> pour les déplacements en rabaska : _____		

## 2. LISTE DU MATÉRIEL

ITEMS	Qté/ rabaska
<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Fiche d'inventaire du matériel à transporter</b></li> </ul>	1
<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Macro-invertébrés - récolte et tri</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>○ Filet troubleau à long manche (grand)</li> <li>○ Puise (pour aquarium) de grandeur moyenne (6po x 5po ou 15cm x 12 cm)</li> <li>○ Grand bac blanc pour le tri</li> <li>○ Pipettes Pasteur de plastique (pour aspirer et transférer les organismes)</li> <li>○ Pincés pour manipuler les organismes</li> <li>○ Bacs à glaçons</li> <li>○ Loupes</li> <li>○ Bouteilles à pilules dans un sac ziploc</li> <li>○ Chaudière pour les macroinvertébrés (pour retour au collège si le tri n'a pu être complété)</li> </ul> </li> </ul> <p><b>Au prochain labo :</b> loupes binoculaires (12), boîtes de Pétri, pincés, pipettes Pasteur de plastique, clés d'identifications (12), photos et guides d'identification.</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>1</li> <li>1</li> <li>1</li> <li>4</li> <li>4</li> <li>2</li> <li>2</li> <li>12</li> <li>1</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Coliformes</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>○ Bouteille d'échantillonnage stérile</li> </ul> </li> </ul> <p><b>De retour au cégep :</b> plaque <i>Coliplate</i>, micropipette 200µL et embouts stériles, incubateur 35°C, lampe UV</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>1</li> </ul> <p>(1/classe)</p>
<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Données physico-chimiques</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>○ Profondeur : ruban à mesurer (apporté par le professeur)</li> <li>○ Température : thermomètre calant avec corde</li> <li>○ Bouteille d'échantillonnage (même échantillon pour pH, turbidité, dureté, O<sub>2</sub>, PO<sub>4</sub> et NO<sub>3</sub>)</li> <li>○ pH : - pH mètre <b>de retour au cégep</b></li> <li>○ Turbidité : - kit «LaMotte»</li> <li style="padding-left: 40px;">- Bouteille d'eau distillée (100 mL)</li> <li>○ Dureté : - kit «Ward's» (1 ampoule)</li> <li>○ O<sub>2</sub> dissous : - kit «Ward's» (1 ampoule)</li> <li>○ NO<sub>3</sub><sup>-</sup> : - kit «Ward's» (1 Comprimé d'ac. sulfamique et 1 comprimé de poudre de zinc).</li> <li>○ PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> : - kit «Hach» (1 tige de verre et 1 pipette Pasteur de plastique)</li> <li style="padding-left: 40px;">- Sachets «PhosVer®» : 4 sachets pour 5ml (Cat#220999) ou 1 sachet pour 20ml (Cat#212599)</li> </ul> </li> </ul> <p><b>De retour au cégep :</b> Cylindre gradué 50ml, bouteille de verre, H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 5,25N, pipette 5ml, pipeteur, étiquette autocollante, crayon marqueur.</p> <p><b>Au prochain labo (sous hotte):</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>○ Phosphore total : kit «Hach», plaque chauffante, cylindre gradué 25 ml, erlenmeyer de 75ml, NaOH 5N, Pipette 5ml, pipeteur, Phénolphtaléine, pipettes Pasteur(2), H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 5,25N, H<sub>2</sub>O dist., Sachet de persulfate de potassium, Sachets «PhosVer®» (<b>4 sachets conçus pour 5ml</b>)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>1</li> <li>1</li> <li>1</li> <li>1</li> <li>1</li> <li>1</li> <li>1</li> <li>1</li> <li>1</li> <li>4</li> <li>(1)</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Divers</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>○ Bac à vaisselle pour transport du matériel</li> <li>○ Flacon laveur (rempli avant départ avec de l'eau du robinet)</li> <li>○ Rouleau de ruban masquant («<i>masking tape</i>») pour identifier les prélèvements d'eau (2) et ziploc</li> <li>○ Crayons gras</li> <li>○ Paires de gants</li> <li>○ Kit de fiches d'instruction plastifiées pour les tests physico-chimiques</li> <li>○ Chaudière pour vidange des réactifs et autres déchets</li> <li>○ Poubelle jaune pour ampoules de tests ou autres débris de verre</li> </ul> </li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>1</li> <li>1</li> <li>1</li> <li>2</li> <li>3-4</li> <li>1</li> <li>1</li> <li>1</li> </ul>
<p><b>Matériel de réserve pour le professeur :</b> Ampoules de rechange pour Dureté, O<sub>2</sub>; Ruban à mesurer; Crayon marqueur, bouteilles à pilules et ziplocs.</p>	

### 3. MANIPULATIONS

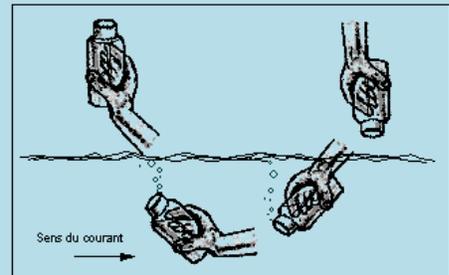
#### 3.1 ÉCHANTILLONNAGE

##### Site d'échantillonnage

- Idéalement, on choisit un site représentatif de l'environnement à étudier, accessible et suffisamment profond (au moins 30 cm).
- À l'approche du site, il est primordial de **ne pas perturber les conditions existantes**. On évite de circuler à l'endroit précis des prélèvements, que ce soit à gué ou en embarcation.

##### Méthode de prélèvement d'un échantillon [2]

- Idéalement, on devrait pouvoir effectuer toutes les analyses à partir du **même échantillon**. Sinon, les échantillons doivent être prélevés au même endroit, de la même manière.
- Immerger la bouteille, ouverture vers le bas, jusqu'à 25cm sous la surface, si la profondeur le permet;
  - éviter de prélever la couche superficielle qui contient des particules flottantes ou de toucher au fond de l'eau et de mettre en suspension des sédiments.
  - S'il y a du courant, prélever vers le courant.



##### Procédure lors de la sortie en rabaska.

Chaque rabaska disposera de **deux types de bouteilles**:

- Une **bouteille stérile** pour l'analyse bactériologique; elle est identifiée et rapportée au collège pour le dosage des coliformes.
- Une **bouteille propre** pour les autres analyses; elle est aussi identifiée et rapportée au collège pour mesurer le pH (dès le retour au cégep) et pour être acidifiée en vue du dosage du phosphore total (au prochain labo).

#### 3.2 DONNÉES PHYSICO-CHIMIQUES

##### 3.21 Profondeur

Évaluer la profondeur (en cm) à l'endroit des prélèvements avec un aviron plongé jusqu'au fond et un ruban à mesurer, ou avec une corde étalonnée en milieu plus profond.

##### 3.22 Température

Immerger complètement un thermomètre pendant une minute et lire rapidement (en °C)

##### 3.23 pH

La lecture du pH est effectuée de retour au labo avec un pH-mètre.

### 3.24 Oxygène dissous

- La concentration d'O<sub>2</sub> varie avec la turbulence et la température; on effectuera donc ce test en premier lieu, rapidement, en évitant d'agiter l'échantillon.

**Marche à suivre pour le dosage colorimétrique de l'oxygène dissous de WARD'S:**

- remplissez le contenant test à la marque de 25 mL avec l'eau du cours d'eau ;
- placez la pointe d'une ampoule test dans une dépression du contenant d'échantillonnage. Brisez la pointe en poussant l'ampoule vers le côté du contenant ; l'eau va pénétrer dans l'ampoule et se mélanger avec le réactif (Fig. 1) ;
- retirez l'ampoule du contenant d'échantillonnage en maintenant la pointe vers le bas ;
- mélangez le contenu de l'ampoule test en l'inversant plusieurs fois ;
- essuyez le liquide sur la paroi extérieure de l'ampoule test ;
- attendez 2 minutes pour le développement de la couleur ;
- insérez le tube dans le comparateur et jumelez la couleur de votre test avec un des témoins pour obtenir l'O.D. (Fig.2)

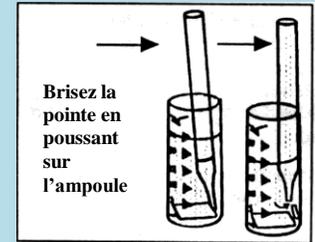


Fig. 1



Fig. 2

**Résultats :** Valeur observée (mg/L) et pourcentage d'oxygène dissous.

- Mesure en mg/L.** Le test donne une mesure en mg/L. Mais l'interprétation de cette valeur doit tenir compte de la température de l'eau. En effet, la quantité maximale d'oxygène dissous dépend de la température de l'eau. Par exemple, selon le tableau ci-dessous, à 18°C et à l'équilibre avec l'air, l'eau est saturée à 100% avec 9,45 mg/L.

CONCENTRATION MAXIMALE D'OXYGÈNE DISSOUS (O.D.) SELON LA TEMPÉRATURE

°C	O <sub>2</sub> mg/L										
0	14.60	8	11.83	16	9.85	24	8.40	32	7.28	40	6.41
1	14.19	9	11.55	17	9.65	25	8.24	33	7.16	41	6.31
2	13.81	10	11.27	18	9.45	26	8.09	34	7.05	42	6.22
3	13.44	11	11.01	19	9.26	27	7.95	35	6.93	43	6.13
4	13.09	12	10.76	20	9.07	28	7.81	36	6.82	44	6.04
5	12.75	13	10.52	21	8.90	29	7.67	37	6.71	45	5.95
6	12.43	14	10.29	22	8.72	30	7.54	38	6.61		
7	12.12	15	10.07	23	8.56	31	7.41	39	6.51		

- % d'O<sub>2</sub> dissous.** C'est pourquoi, pour analyser la teneur en O<sub>2</sub> d'un plan d'eau, on n'utilise pas les mesures en mg/L mais plutôt le % d'O<sub>2</sub> dissous en fonction de la température:

$$\% \text{ d'O}_2 \text{ dissous} = \frac{\text{Valeur mesurée en mg/L}}{\text{Valeur maximale à la température de l'eau}} \times 100$$

- Saturation à plus de 100%.** Il arrive que le % d'O<sub>2</sub> dissous excède 100%, surtout au moment du jour où la photosynthèse par les plantes est à son maximum. [1]

### • 3.25 Turbidité

**Marche à suivre pour le test de turbidité par comparaison de transparence de LaMotte:**

En faisant le prélèvement, il est important de ne pas créer plus de turbidité que celle qui existe déjà dans le cours d'eau. Il faut donc éviter de remuer le fond, les rives du cours d'eau ou encore, les plantes aquatiques.

1. Remplissez l'un des 2 tubes avec l'eau à tester jusqu'à la marque de 50 mL (si l'eau est trop trouble et que la marque noire au fond du tube n'est plus visible, emplir le tube jusqu'à la marque de 25 mL) ;
2. remplissez le deuxième tube avec de l'*eau distillée*, du même volume que le premier tube. Ceci est votre tube « d'eau claire » ;
3. placez les deux tubes côte à côte et comparez la différence de clarté de l'eau. Si le point noir au fond du tube est aussi clair dans les deux tubes, la turbidité est de zéro. Sinon, procédez à l'étape 4 ;
4. agitez vigoureusement le réactif « Standard turbidity reagent » fourni dans l'ensemble. Ajoutez, avec le compte gouttes, 0,5 mL au **tube d'eau claire (eau distillée)**. En utilisant la tige de verre, remuez l'eau des deux tubes afin de répartir également les particules en suspension. Vérifiez la différence de clarté de l'eau des deux tubes en comparant la netteté du point noir au fond. Répétez cette étape jusqu'à ce que la turbidité des deux tubes soit égale, tout en tenant compte du nombre de compte goutte de réactif ajouté ;
5. chaque ajout de 0,5 mL dans un volume de 50 mL d'eau, correspond à 5 **unités de turbidité de Jackson (JTU)**. Si le volume d'eau est de 25 mL, chaque 0,5 mL de réactif ajouté correspond alors à 10 JTU. Afin de déterminer la turbidité de l'échantillon, référez-vous au tableau ci-dessous ;
6. rincez bien les deux tubes après chaque utilisation.

**Tableau de conversion du volume de réactif ajouté en unités de turbidité JTU.**

(JTU = Unité de Turbidité de Jackson)

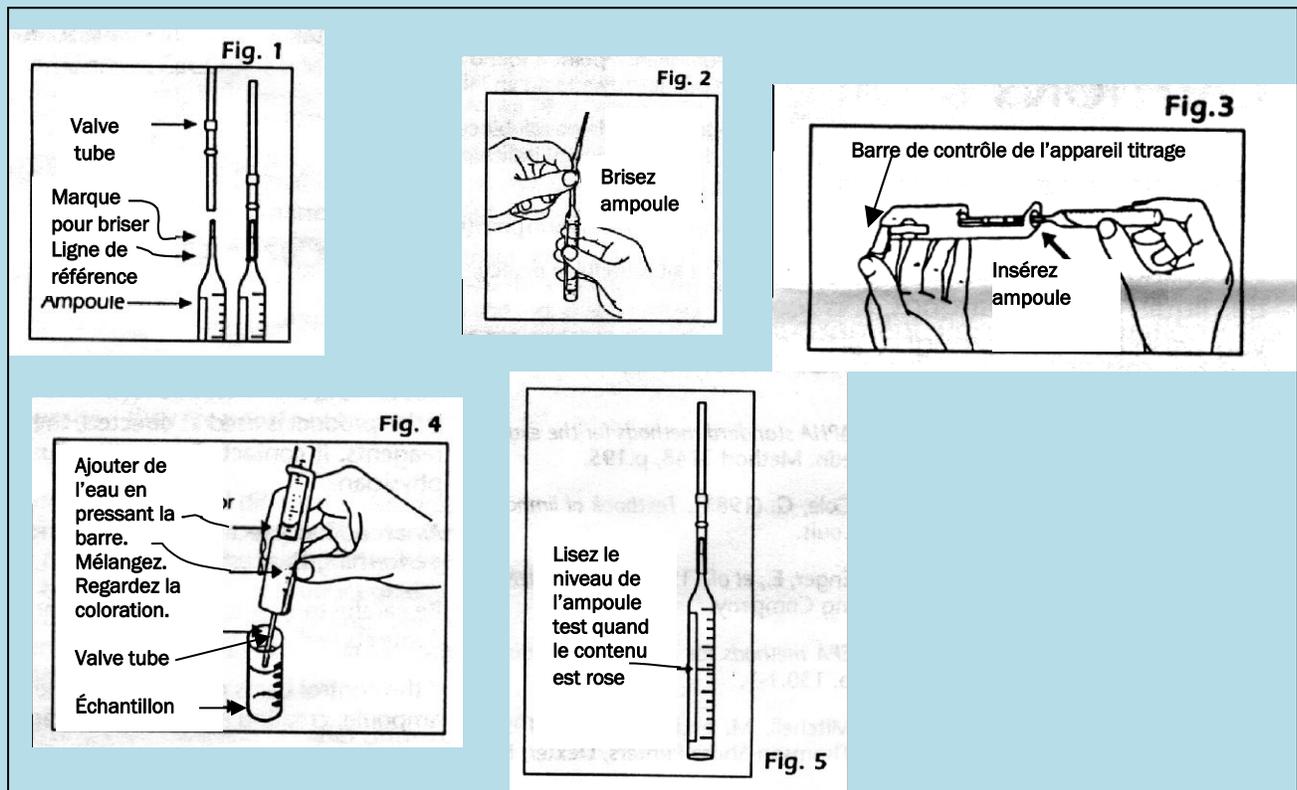
Nb de compte gouttes de réactif ajouté	Quantité totale de réactif (mL)	JTU Pour un échantillon de 50 mL	JTU Pour un échantillon de 25 mL
1	0.5	5 JTU	10 JTU
2	1.0	10 JTU	20 JTU
3	1.5	15 JTU	30 JTU
4	2.0	20 JTU	40 JTU
5	2.5	25 JTU	50 JTU
6	3.0	30 JTU	60 JTU
7	3.5	35 JTU	70 JTU
8	4.0	40 JTU	80 JTU
9	4.5	45 JTU	90 JTU
10	5.0	50 JTU	100 JTU
15	7.5	75 JTU	150 JTU
20	10.0	100 JTU	200 JTU

**Résultats : en JTU (Unité de Turbidité de Jackson)**

### 3.26 Dureté

#### Marche à suivre pour le test de la dureté par titrage colorimétrique de *WARD'S*

1. plongez le contenant d'échantillonnage dans le cours d'eau ;
2. remplissez le contenant d'échantillonnage à la marque de 25 mL avec l'eau de la rivière ;
3. placez la valve tube sur la pointe de l'ampoule test. Faites glisser la valve-tube jusqu'à la marque de référence la plus près de l'élargissement de l'ampoule test (**Fig. 1**);
4. brisez la pointe de l'ampoule avec les doigts à la marque de référence près de la pointe de l'ampoule test (**Fig. 1 et 2**);
5. glissez l'assemblage valve-ampoule dans l'appareil de titrage. Passez d'abord la valve tube par l'ouverture circulaire et soulevez la barre de contrôle située sur le côté pour permettre à la valve tube de sortir à l'autre bout de l'appareil de titrage (**Fig. 3**);
6. placez la pointe de la valve tube dans l'eau du contenant d'échantillonnage (**Fig. 4**);
7. pressez la barre de contrôle pour permettre à une petite quantité d'eau de pénétrer dans l'ampoule test et soulevez-la immédiatement par la suite. Mélangez votre échantillon en renversant 1 fois l'assemblage valve-ampoule. Le contenu de l'ampoule test deviendra bleu (**Fig. 4**);
8. répétez l'étape 5 jusqu'à ce que le contenu de l'ampoule test passe du bleu au rose. N'oubliez pas de **mélanger** après chaque titrage (après avoir fait entrer de l'eau) ;
9. lorsque le contenu de l'ampoule test est rose, retirez l'appareil de titrage de l'eau et sortez l'assemblage valve-ampoule de cet appareil ;
10. tenez l'ampoule test à la verticale, la pointe de la valve tube vers le haut. Lisez le niveau d'eau dans l'ampoule test en mg/L (**Fig. 5**).

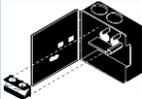
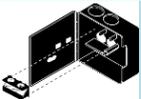
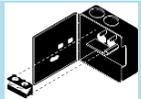
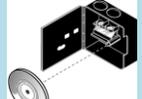
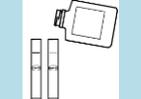
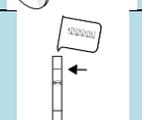
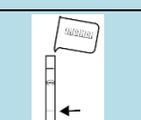
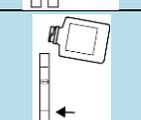
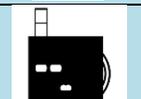
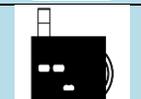
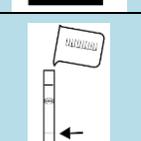
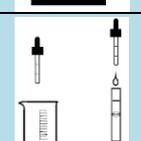
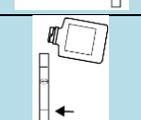
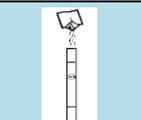
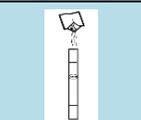
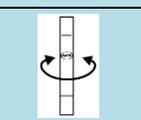
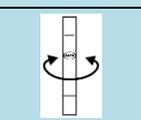
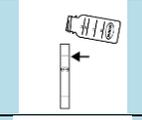
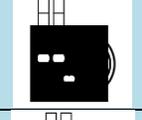
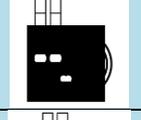
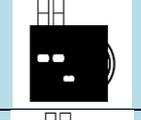
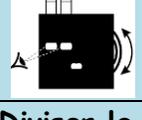
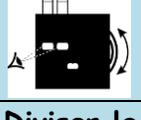
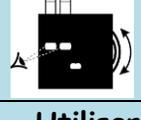


**Résultats :** la valeur obtenue indique la concentration en mg/L de carbonates ( $\text{CaCO}_3$ )

### 3.27 Phosphate libre et phosphore total.

#### A) Phosphate libre ou ortho-phosphate ( $\text{PO}_4^{3-}$ ).

Marche à suivre pour le dosage colorimétrique des phosphates de *Hach*. Commencer par la gamme basse (0-1 mg/L). Si la concentration est trop élevée, utiliser les procédures pour gammes plus élevées.

gamme basse (0-1 mg/L)		gamme moyenne (0-5 mg/L)		gamme haute (0-50 mg/L)	
	Placer l'adaptateur dans le comparateur		Retirer l'adaptateur et replacer le disque		Retirer l'adaptateur et replacer le disque
	Placer le disque et refermer	---	---		Rincer 2 tubes à l'eau désionisée
	Remplir un tube sous le trait supérieur avec l'échantillon		Remplir un tube jusqu'au trait de 5,0mL avec l'échantillon		Remplir un tube jusqu'au trait de 5,0mL avec l'eau désionisée
	Placer dans l'ouverture gauche		Placer dans l'ouverture gauche		Placer dans l'ouverture gauche
	Remplir un flacon carré à 20mL avec l'échantillon		Remplir un 2 <sup>e</sup> tube au trait de 5,0mL avec l'échantillon		Rincer le compte-gouttes avec l'échantillon et transférer 0,5mL dans un 2 <sup>e</sup> tube
---	---	---	---		Compléter à 5,0mL avec l'eau désionisée
	Ajouter 4 sachets #220999 ou 1 sachet #212599		Ajouter 4 sachets #220999 ou 1 sachet #212599		Ajouter 4 sachets #220999 ou 1 sachet #212599
	Mélanger et attendre 8 min. la coloration		Mélanger et attendre 1 min. la coloration		Mélanger et attendre 1 min. la coloration
	Remplir un 2 <sup>e</sup> tube au trait supérieur	---	---	---	---
	Placer dans l'ouverture droite		Placer dans l'ouverture droite		Placer dans l'ouverture droite
	Tourner jusqu'à égalité des teintes		Tourner jusqu'à égalité des teintes		Tourner jusqu'à égalité des teintes
Diviser la valeur lue par 50		Diviser la valeur lue par 10		Utiliser la valeur lue	

**Résultats** : La valeur obtenue indique la concentration en mg/L de phosphate libre ( $\text{PO}_4^{3-}$ )

**B) Phosphore total. Mesuré en labo à la 2<sup>e</sup> semaine.**

L'élément phosphore est inclus dans des phosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ ). Ces derniers sont

- soit libres dans l'eau sous forme ionique,
- soit inclus dans des molécules organiques en solution dans l'eau.

Notre test ne détecte uniquement que le  $\text{PO}_4^{3-}$  libre. Donc, pour mesurer le phosphore total, il faut d'abord libérer le  $\text{PO}_4^{3-}$  contenu dans les molécules organiques. Ceci peut être réalisé par une réaction d'hydrolyse acide. On peut ainsi mesurer le phosphore total d'un échantillon d'eau selon le principe suivant :

- 1° Libérer les phosphates des composés organiques par une hydrolyse acide
- 2° Mesurer le  $\text{PO}_4^{3-}$  libre (incluant maintenant le  $\text{PO}_4$  libéré par hydrolyse) en mg/L
- 3° Calculer la teneur en phosphore. Le rapport de masse entre le phosphore (P) et le  $\text{PO}_4^{3-}$  nous indique qu'il suffit de **diviser par 3** la valeur mesurée:

$\frac{\text{Masse P}}{\text{Masse PO}_4^{3-}}$	=	$\frac{31}{31+(4 \times 16)}$	=	$\frac{31}{95}$	=	$\frac{1}{3}$
---	---	-------------------------------	---	-----------------	---	---------------

**Marche à suivre :****Semaine 1 : Sortie en rabaska**

1. De retour au collège, mesurer 50 ml d'eau de rivière dans un cylindre gradué et transférer dans une bouteille en verre propre. Identifier.
2. Ajouter 5 ml de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  5,25 N pour débiter l'hydrolyse acide. Mélanger. Conserver au frigo.

**Semaine 2 : Au labo**

3. Mesurer 22 ml de l'eau à tester avec un cylindre gradué et transférer dans un erlenmeyer de 75 ml.
4. Ajouter le contenu d'un sachet de persulfate de potassium; mélanger.

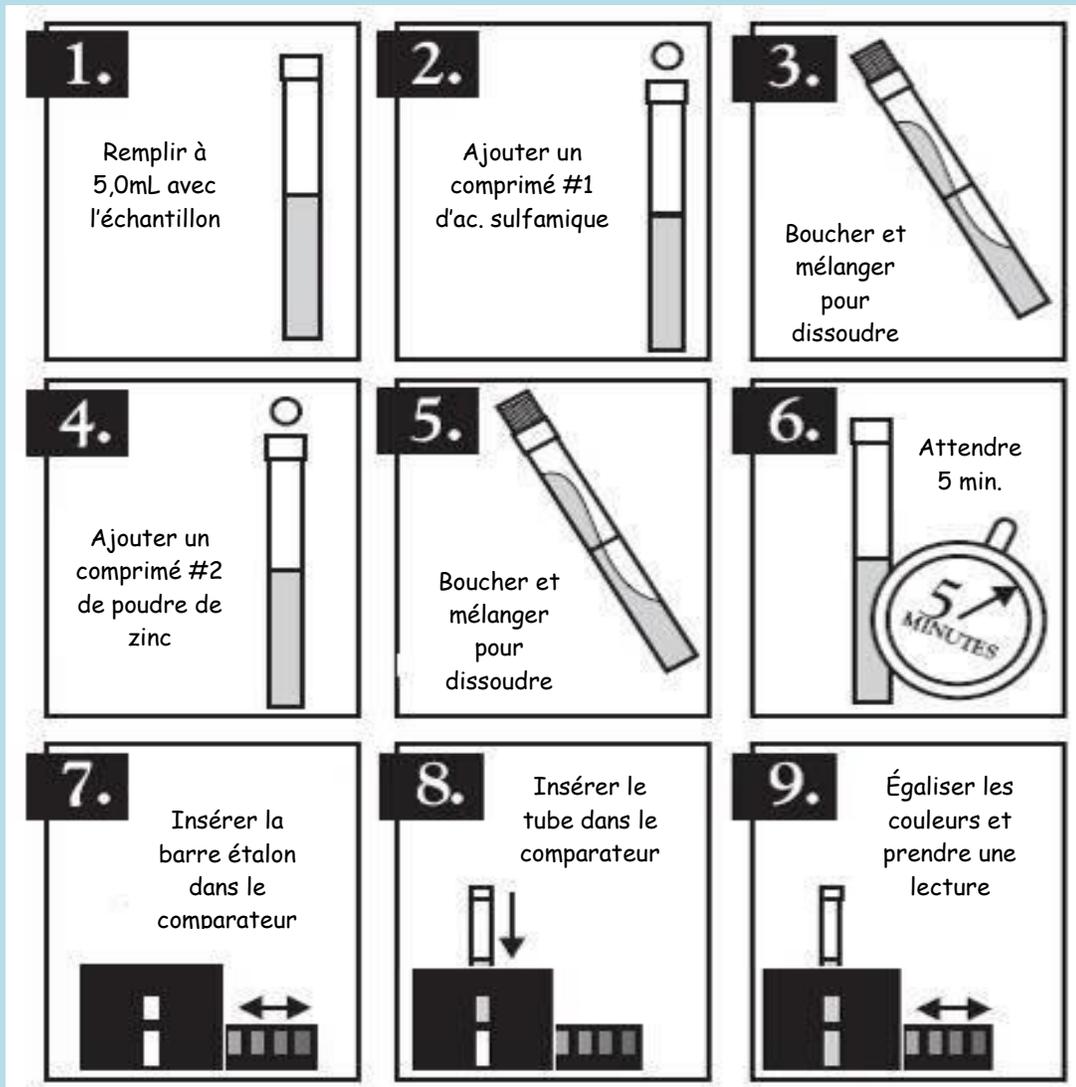
**Sous hotte :**

5. Sur plaque chauffante, porter à ébullition pendant 30 min. Au besoin, ajouter un peu d'eau distillée pour maintenir le volume sans dépasser 20 ml. Laisser refroidir.
6. Transférer dans un cylindre de 25 ml et compléter avec de l'eau à 15-17 ml.
7. Ajouter 2 ml de NaOH 5N.
8. Ajouter une goutte de phénophtaléine. Agiter avec une tige de verre.
9. Si la solution est incolore, ajouter goutte à goutte du NaOH 5 N tout en agitant avec la tige de verre jusqu'à virage au rose.
10. Ajouter une goutte à la fois de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  5,25N et agiter jusqu'à virage incolore.
11. Compléter à 20 ml en ajoutant de l'eau distillée.
12. Déterminer la concentration de phosphate totale selon la méthode utilisée pour le phosphate libre (page précédente).

<p><b>Résultats :</b> La valeur obtenue indique la concentration en mg/L de <math>\text{PO}_4^{3-}</math> totale. Diviser par 3 pour obtenir la valeur de phosphore total en mg/L.</p>
--

3.28 Nitrate ( $\text{NO}_3^-$ ).

Marche à suivre pour le dosage colorimétrique des nitrates de *LaMotte*.



**Résultats** : la lecture indique la teneur en mg/L d'azote (N) contenu dans le  $\text{NO}_3^-$ . Pour obtenir la quantité de nitrate ( $\text{NO}_3^-$ ) en mg/L, il suffit de multiplier par le facteur du rapport de masse qui est 4,4.

$$\frac{\text{masse de } \text{NO}_3^-}{\text{masse de N}} = \frac{14 + (3 \times 16)}{14} = \frac{62}{14} = 4,4$$

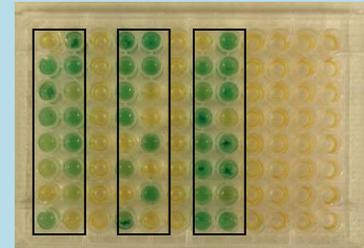
- **3.3 COLIFORMES** (de retour au collège)

**Prélèvement d'un échantillon.** Utiliser une bouteille **stérile** réservée pour cette analyse et manipulée de manière aseptique.

«**Coliplate**» : Le dosage des coliformes est effectué sur une plaque de 96 puits (8 rangées et 12 colonnes). Chaque puits contient des réactifs produisant une coloration bleue en présence de coliformes «totaux» et une fluorescence aux UV avec des coliformes «fécaux» de l'espèce *E. coli*.

- Un test est réalisé sur 16 puits (2 colonnes).
- On peut laisser une colonne libre entre chaque test de manière à éviter les débordements entre les puits.

1 Test = 16 puits sur 2 colonnes



«Coliplate»

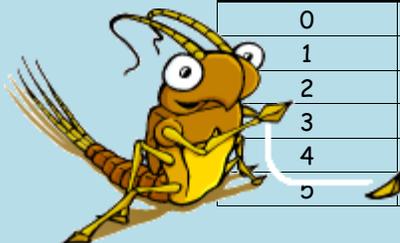
**Marche à suivre :**

1. Prenez un échantillon de 100 à 250 mL d'eau à analyser et mélangez-le bien ;
2. Ouvrez le casier de plastique de la *Coliplate* uniquement pour charger les puits;
3. Remplir chacun des 16 puits à l'aide d'une micropipette et un embout stérile pour chaque échantillon testé. Certaines *Coliplate* ont des puits de 200 µl et d'autres de 400 µl. Pour éviter les débordements, on les remplit avec 180 µl ou 350 µl respectivement.
4. Fermez le couvercle de plastique et scellez avec du *Masking tape*; inscrivez le numéro du groupe, la date et identifiez les tests effectués sur une même plaque.
13. Incubez l'échantillon à 35°C pendant 24 heures ;
14. Comptez le nombre de puits bleus. Référez-vous au tableau ci-dessous pour obtenir le nombre de **coliformes totaux** par 100 mL d'échantillon (en UFC/100 mL);
15. Observez la *Coliplate* au-dessus d'une lampe UV (attention aux yeux!) et comptez le nombre de puits fluorescents. Ils vous permettront d'estimer les coliformes *E. coli*, un des meilleurs indicateurs d'une contamination fécale (**coliformes fécaux**)

Tableau. Nombre probable d'unités de formation de colonie (UFC) par 100 mL.

Puits bleus = **coliformes totaux**    Puits bleus et fluorescents = *E. coli* = **coliformes fécaux**

Nombre de puits positifs	UFC par 100 mL	Nombre de puits positifs	UFC par 100 mL	Nombre de puits positifs	UFC par 100 mL
0	< 16	6	119	12	375
1	16	7	146	13	469
2	33	8	177	14	619
3	52	9	213	15	938
4	72	10	255	16	> 938
5	94	11	307		



**Résultats :**

- noter le **nombre de puits positifs** pour les coliformes **totaux** (puits bleus) et les coliformes **fécaux** (fluorescents aux UV)
- noter le **nombre d'UFC par 100mL** selon le tableau de correspondance ci-dessus.

- **3.4 MACROINVERTÉBRÉS**

### **3.41 Prélèvements et tri des organismes**

#### **A) Généralités sur la récolte d'organismes:**

- On cherche ici à déterminer quels sont les types d'organismes **les plus abondants...** On ne doit pas s'acharner à pêcher le plus d'organismes possible.
- On doit effectuer la récolte d'une **manière systématique et reproductible...** On ne doit pas essayer d'attraper des organismes qu'on aurait aperçus au passage.
- Les récoltes au filet sont vidées de manière transitoire dans un sceau ou directement dans un grand **bac blanc pour effectuer le tri des organismes.**

#### **B) Types de milieu et méthodes de prélèvement:**

- Berge marécageuse : le long des rives, constituée d'une grande quantité de plantes aquatiques émergées, comme des quenouilles et du carex, dont le bas de la tige et les racines sont dans l'eau. Des amas de feuilles mortes, parfois en décomposition, sont souvent emmêlés aux racines. C'est l'habitat le plus souvent présent dans les cours d'eau à fond vaseux et c'est aussi le plus productif.
  - À partir du fond, faire glisser la base du **filet troubleau à long manche** sur les tiges et les racines des plantes aquatiques; grattez vigoureusement tout en effectuant un mouvement jusqu'à la surface de l'eau; **vider et répéter 2 autres fois.**
- Herbier aquatique : constitué de plantes aquatiques complètement submergées, mais dont les feuilles peuvent parfois flotter à la surface, comme de l'élodée, du rubanier ou des nénuphars. Le fond est souvent recouvert d'une importante couche de matière organique en décomposition. Cet habitat est un peu moins productif.
  - Gratter vigoureusement le fond et les plantes submergées tout en effectuant un mouvement vers le haut à l'aide d'une **puise (type aquarium) de grandeur moyenne**; cette dernière sera plus facile à manipuler et moins dommageable à l'herbier aquatique. **Vider et répéter 3 fois.**
- Vase, sable et gravier : zone dépourvue de végétation; le fond est constitué uniquement de vase, de sable ou de fin gravier et peut parfois contenir des roches recouvertes d'algues. C'est l'habitat le moins productif du cours d'eau.
  - Déposer le bord du **filet troubleau à long manche** sur le fond et pousser vers l'avant sur une distance de 30 cm tout en grattant la surface de vase, de sable ou de gravier sur environ 5 cm de profondeur. Pour éviter d'accumuler trop de vase, placer le filet à l'horizontale à la surface en prenant soin de laisser le cerceau métallique à l'extérieur de l'eau et secouer délicatement afin de laisser les fines particules de boue s'échapper. **Vider et répéter deux autres fois.**

### C) Tri des organismes:

- Au besoin, **ajouter un peu d'eau** claire dans le bac de triage.
- **Rincer les plantes** en les secouant, en essuyant leur surface ou en les arrosant au flacon laveur; les rejeter une fois rincées.
- À l'aide de pipettes ou de pinces, **prélever chaque organisme** et placer ceux qui se ressemblent dans un même compartiment d'un bac à glaçons; ajouter un peu d'eau.

Trier ainsi tous les organismes récoltés en recherchant des caractères distinctifs :

- ✓ présence ou non de pattes, de queues, d'appendices inhabituels, de branchies;
- ✓ forme générale du corps (par exemple : allongée comme un ver, segmentée, arrondie, etc.);
- ✓ présence d'une tête distincte du corps;
- ✓ type de locomotion (mouvements natatoires ou rampants);
- ✓ coloration et motifs (présence de taches, de lignes ou de points faciles à distinguer).

Au besoin, utiliser une loupe.

Attention, la grosseur n'est pas nécessairement un caractère distinctif.

- Lorsque le triage est complété, rejeter l'eau et les débris.
- Pour le transport au labo, transférer tous les organismes triés dans des bouteilles à pilules. Bien refermer les bouteilles et les placer dans un grand sac *ziploc* bien identifié : date, groupe, équipe.
- Garder au frais jusqu'à l'identification.

### 3.42 Identification et dénombrement des organismes

Au prochain laboratoire.

- **Déterminer à quel groupe de bioindicateur** appartient chacun des organismes récoltés à l'aide de
  - ✓ la clé dichotomique d'identification des macroinvertébrés
  - ✓ loupes binoculaires
  - ✓ tous les autres documents disponibles (photos, guides d'identification)

NB.

- ✓ Il ne s'agit pas d'identifier les organismes à l'espèce mais bien de déterminer le groupe auxquels ils appartiennent; par exemple, les larves de libellules et de demoiselles appartiennent au groupe des odonates.
- ✓ Certains des organismes peuvent appartenir à des groupes qui ne sont pas utilisés à titre de bioindicateurs (ex : arachnides). Noter tout de même leur présence.

#### Résultats

- Noter la **quantité** d'organismes récoltés dans chacun des groupes
- Déterminer les **deux groupes de bioindicateurs les plus abondants** et indiquer leur **niveau de tolérance** selon le tableau 3 (page 16)

## 4. RÉSULTATS

### 4.1 DONNÉES PHYSICO-CHIMIQUES.

Tableau 1: Résultats des analyses physico-chimiques.

Analyses	unité	Rabaskas			
		#1	#2	#3	MOY
Profondeur	cm				
Température	°C				
pH	1-14				
O <sub>2</sub> dissous	mg/L				
	%				
Turbidité	JTU				
Dureté (CaCO <sub>3</sub> )	mg/L				
Ortho-phosphate (PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> )	mg/L				
Phosphore total (P)	mg/L				
Nitrates (NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> )	mg/L				

### 4.2 COLIFORMES.

Tableau 2: Résultats du dénombrement des coliformes.

Analyses	Unité	Rabaskas			
		#1	#2	#3	MOY
Coliformes totaux (puits bleus)	Nb puits				
	UFC				
Coliformes fécaux ( <i>E. coli</i> ) (puits fluorescents)	Nb puits				
	UFC				

### 4.3 MACROINVERTÉBRÉS.

#### 4.31 Dénombrement.

- La **moyenne** ne peut être calculée que **pour des prélèvements effectués au même site.**
- Inscrire au bas du tableau les **2 groupes dominants** et leurs niveaux de tolérance.

Tableau 3: Résultats du dénombrement des macroinvertébrés selon les rabaskas.

Site de prélèvement:									
Groupe:		Date:	RABASKAS						Moy
			#1		#2		#3		
Tolérance	Gr #	Type d'invertébrés	Nb	Total Gr	Nb	Total Gr	Nb	Total Gr	
Très sensible	1	Plécoptère (perle)							
Sensible	2	Éphémère (éphéméroptère)							
	3	Trichoptère (phrygane)							
	4	Blépharicère (diptère) Athéricide (diptère)							
Moy. sensible	5	Demoiselle et libellule (odonate)							
	6	Corydale (mégaloptère)							
		Sialis (mégaloptère)							
	7	Gyrin (coléoptère)							
		Pséphénidé (coléoptère)							
		Dytique (coléoptère)							
		Hydrophile (coléoptère)							
		Elmis (coléoptère)							
	8	Écrevisse (crustacé décapode)							
	9	Planaire (plathelminthe)							
10	Notonecte (hémiptère)								
	Corixide (hémiptère)								
	Punaise d'eau géante (hém.)								
	Scorpion d'eau (hémiptère)								
Tolérant	11	Gammare (crustacé amphipode)							
	12	Escargot, patelle (gastéropode)							
	13	Bivalve (bivalve; pélicypode)							
	14	Nématode (ver rond)							
	15	Simulies (diptère; mouche noire)							
		Brûlot (diptère)							
		Tipule (diptère)							
		Taon (diptère; mouche à cheval)							
Stratiome (diptère)									
Mouche dansante (diptère)									
Très tolérant	16	Chironome (diptère; moucheron)							
	17	Ver de terre aquat. (oligochète)							
	18	Sangsue (hirudinée)							
	19	Isopode (crustacé isopode)							
Groupes dominants	1er Groupe dominant Tolérance		#__		#__		#__	#__	
	2e Groupe dominant Tolérance		#__		#__		#__	#__	

### 4.32 Qualité de l'eau.

Reporter dans le tableau croisé ci-dessous les deux groupes dominants du tableau #3 et utiliser le tableau #4 pour déterminer la qualité de l'eau.

Tableau 4 : Qualité de l'eau estimée par les deux groupes dominants de macroinvertébrés bioindicateurs et leurs niveaux de tolérance respectifs.

		1 <sup>er</sup> GROUPE DOMINANT : #__ type : _____				
		Très tolérant	Tolérant	Moyen	Sensible	Très sensible
2 <sup>e</sup> GR. DOMINANT : #__ type : _____	Très tolérant	Dégradée	De dégradée à pauvre	Pauvre	Moyenne	De bonne à moyenne
	Tolérant	De dégradée à pauvre	Pauvre	Pauvre	De moyenne à bonne	Bonne
	Moyen	Pauvre	Pauvre	Moyenne	Bonne	Bonne
	Sensible	Moyenne	Moyenne	De moyenne à bonne	Bonne	Excellente
La qualité de l'eau est : _____						

## 5. MÉDIAGRAPHIE

1. Comité de Valorisation de la Rivière Beauport (CVRB, 2005), *Projet J'Adopte un cours d'eau*.
2. Ministère DDEP, page consultée le 19 mai 2014, *Suivi de la qualité des rivières et petits cours d'eau*, [En ligne], URL : [http://www.mddep.gouv.qc.ca/eau/eco\\_aqua/rivieres/index.htm](http://www.mddep.gouv.qc.ca/eau/eco_aqua/rivieres/index.htm)