

**OXFAM – DELAGUA**  
**Équipement d'analyse d'eau**  
**Manuel d'utilisation**

**Edition 2000**

Cet équipement a été conçu conformément aux paramètres  
précisés par *l'Organisation Mondiale de la Santé*  
*Instructions pour la Qualité de l'Eau Potable, Volume III.*

Ce matériel doit être utilisé par des personnes qualifiées qui connaissent bien son mode d'emploi.

Des exemplaires de ce manuel peuvent être obtenus dans les langues suivantes:

Anglais, Français, Espagnol,  
Chinois, Arabe, Croate et Bosniaque

Si vous utilisez fréquemment cet équipement d'analyse d'eau OXFAM – DELAGUA et que vous avez traduit le manuel dans une autre langue, nous vous serions gré de nous envoyer votre traduction. Dans ce cas, nous prenons soin de l'imprimer et fournissons des exemplaires gratuits à l'équipe de traducteurs.

Pour tous renseignements ou conseils concernant ce kit, toutes pièces de rechange ou service après-vente, veuillez nous contacter aux coordonnées suivantes:

Delagua Water Testing Ltd  
Tel: 00 44 1483 689209  
Fax: 00 44 1483 689971  
Email: Sales@delagua.org  
Site internet: <http://www.delagua.org>

<b>Table des matières</b>	<b>Page</b>
<b>1. L'Équipement</b>	
1.1 Le kit et ses composants	4
1.2 Dispositif de filtration et ses composants	4
1.3 Contenu de la valise de pièces de rechange	5
1.4 Matériel nécessaire à l'analyse	5
<b>2. Programmes des prélèvements d'échantillons</b>	
Sélection des sites et fréquence des prélèvements	5
<b>3. Préparation du Kit</b>	
3.1 Préparation du milieu de culture dans un laboratoire central	7
3.2 Préparation du milieu de culture sur le terrain	7
3.3 Stockage du milieu de culture	8
3.4 Élimination de matières contaminées	8
3.5 Buvards et distributeur	9
3.6 Distributeur de méthanol	9
<b>4. Procédure de prélèvements des échantillons</b>	
4.1 Prélèvement depuis un robinet	10
4.2 Prélèvement depuis un lac, retenue ou toute autre eau de surface	10
4.3 Prélèvement depuis un puits ouvert ou réservoir de stockage	11
<b>5. Analyse des échantillons en utilisant le kit</b>	
5.1 Introduction	12
5.2 Détermination du chlore résiduel et pH	12
5.3 Mesure de la turbidité	13
5.4 Analyse bactériologique de l'eau	14
5.5 Sélection du volume le plus adéquat des prélèvements pour le comptage des coliformes fécaux	14
5.6 Hygiène élémentaire sur le terrain	15
5.7 Analyse des prélèvements pour le comptage des coliformes sur le terrain	16
5.8 Re-stérilisation de l'appareil de filtration	19
5.9 Réanimation des bactéries	20
5.10 Incubation des prélèvements	20
5.11 Comptage des colonies et enregistrement des résultats	22
<b>6. Entretien de l'équipement</b>	
6.1 L'Alimentation	23
6.2 Composants électriques et l'incubateur	23
6.3 Dispositif de filtration	24
6.4 Comparateur de chlore/pH et tubes de turbidité	24
6.5 Valise de transport	24
6.6 Entretien	24

<b>7.</b>	<b>Evaluation et réparation de l'équipement</b>	
7.1	Détection de défauts dans l'incubateur, batterie et chargeur	24
7.2	Schéma des défauts détectés	27
7.3	Remplacement des fusibles du chargeur	28
7.4	Contrôle et re-calibrage de l'incubateur	28

#### **Annexes**

	Exemple d'une feuille de surveillance	31
	Schémas de circuits électroniques	32
	Checklist du travail sur le terrain	33
	Liste des pièces de rechange	33

## **1.1 Les composants du kit OXFAM – DELAGUA**

### **Equipement d'analyse d'eau**

1. Valise
2. Incubateur
3. Batterie
4. Valise de pièces de rechange
5. Tubes de turbidité (une paire)
6. Comparateur de chlore et pH
7. Comprimés pour l'analyse du chlore
8. Comprimés pour l'analyse du pH
9. Membranes filtrantes
10. Couvercle de l'incubateur
11. Récipient de l'incubateur
12. Boîtes de pétri
13. Prise de courant
14. Interrupteur marche/arrêt
15. Témoin 'marche' du courant
16. Témoin 'marche' de la chauffeuse
17. Distributeur de méthanol
18. Flacons de milieu de culture
20. Pince métallique
21. Dispositif de filtration avec cuve à prélèvements
22. Ventouse
23. Cordon de prélèvements
24. Poire à vide
25. Distributeur de buvards
26. Espace de rangement

### **Unité du chargeur**

27. Chargeur de la batterie /alimentation sur secteur
28. Témoin 'Marche' du courant
29. Témoin de charge de la batterie
30. Carotte de l'incubateur
31. Carotte d'alimentation sur secteur

## **1.2 Dispositif de Filtration et Composants**

- a. Collier en plastique
- b. Entonnoir
- c. Membrane filtrante
- d. Membrane en bronze
- e. Anneaux en silicone (une paire)
- f. Base de filtration en aluminium
- g. Anneau de liaison
- h. Joints toriques noirs en caoutchouc
- i. Ventouse
- j. Pièce de jonction de la poire à vide
- k. Poire à vide

## **1.3 Contenu de la valise des pièces de rechange**

- A. Base
- B. Couvercle
- C. Cordon d'alimentation extérieure
- D. Anneaux en silicone (une paire)
- E. Membrane en bronze
- F. Joints toriques noirs en caoutchouc
- G. Graisse de silicone

## 1.4 Eléments nécessaires à l'analyse

Avant d'utiliser l'équipement d'analyse d'eau OXFAM – DELAGUA, se procurer les éléments suivants:

Pour la préparation du milieu de culture:

1. Cocotte minute, stérilisateur portatif ou autoclave
2. Élément électrique chauffant, brûleur à gaz, étuve ou équivalent
3. Eau distillée (pour toute alternative voir page 10)
4. Verre à pied ou bécher pour mesurer l'eau distillée

Pour l'utilisation de l'équipement sur le terrain:

1. Méthanol (pour toute alternative voir page 33)
2. Mouchoirs papier ou chiffon propre
3. Crayon en cire ou marqueur
4. Feuille de surveillance (voir page 56 pour un exemple)
5. Briquet (en raison des réglementations du transport des marchandises, nous ne pouvons plus fournir de briquet avec le kit)

## 2. Programmes des prélèvements d'échantillons

### Sélection des sites et fréquence des prélèvements

Les échantillons devraient être prélevés dans des endroits représentatifs du réseau de distribution et des connections de distribution individuelle.

Dans le cas où il y aurait plusieurs sources d'eau approvisionnement pour un même système de distribution, il sera nécessaire de planifier le programme de prélèvements en en tenant compte. Dans le cas d'un système de distribution maillé, des échantillons devraient être prélevés à des points de distribution répartis à distance égale sur le réseau et pris au hasard (cf. fig.), Dans le cas d'une branche principale et une périphérie éloignée, (cf. fig.) on prendra soin de prélever davantage à la branche principale, et à des endroits isolés du réseau de distribution.

On se référera au tableau ci-dessous pour les fréquences minimums des prélèvements des approvisionnements par canalisation et des sources.

### Fréquence minimum des prélèvements et analyse des approvisionnements par canalisation

Population concernée	Fréquence minimum des prélèvements
Inférieure à 5.000	1 par mois
5.000 – 100.000	1 par mois pour 5.000 habitants
sup. à 100.000	20 par mois plus 1 par mois pour une population 10.000 habitants

### Fréquence minimum des prélèvements et analyse des ressources en eau non-canalisées

Source et mode d'approvisionnement	Bactériologique	Physico-chimique	Remarques
Puits ouvert	Mesures de protection sanitaire et analyse seulement si la situation l'exige	Une fois au début pour des puits collectifs	S'attendre à une éventuelle contamination
Puits tubulaire à faible profondeur avec pompe	Mesures de protection sanitaire et analyse seulement si la situation l'exige	Une fois au début et ensuite selon les exigences de la situation	Analyse nécessaire si les conditions de l'environnement changent, si éclosion ou évolution de maladie d'origine hydrique
Puits tubulaire avec pompe	Une fois au début et ensuite selon les exigences de la situation	Une fois au début et ensuite selon les exigences de la situation	Analyse nécessaire si les conditions de l'environnement changent, si éclosion ou évolution de maladie d'origine hydrique
Forés et eau courante	Une fois au début et ensuite selon les exigences de la situation	Détermination périodique du chlore résiduel si l'eau est chlorée	Analyse nécessaire si les conditions de l'environnement changent, si éclosion ou évolution de maladie d'origine hydrique
Systèmes de stockage des eaux de pluie par la collectivité	Mesures de protection sanitaire et analyse selon les exigences de la situation	Pas nécessaire	

Source: Adapté d'après *Conseils de santé pour la qualité d'eau potable*, Volume III, OMS, Genève, 1985.

### 3. Préparation du kit

### 3.1 Préparation du milieu de culture dans un laboratoire central

Se munir des éléments suivants:

1. Lauryl sulphate (milieu de culture)
2. Eau distillée
3. Flacons de polypropylène
4. Verre a pied ou bécher
5. Cocotte-minute, stérilisateur ou autoclave
6. Surface chauffante, étuve ou brûleur

\*Remarque: Un stérilisateur portatif est disponible au Centre Robens

Nettoyer soigneusement les flacons en plastique de milieu de culture, chauffer l'eau avant utilisation. Si nécessaire, utiliser détergent léger et ensuite rincer soigneusement avec de l'eau propre pour enlever toute trace de détergent.

1. Verser 38,1g de milieu de Lauryl sulphate dans le verre à pied ou bécher et ajouter 500ml d'eau distillée ou de l'eau de pluie filtrée. La poudre de milieu est généralement fournie dans des tubes de 38,1g. Des tubes de 500g sont disponibles pour ceux qui ont besoin de grandes quantités de milieu de culture. Etant donné que la poudre de milieu de culture absorbe l'eau, veiller à la conserver dans son flacon, le bouchon bien serré jusqu'à utilisation entière sinon il peut se détériorer avec le contact de l'air.
2. Chauffer à feu doux le mélange en remuant constamment jusqu'à la dissolution complète de la poudre. *Ne pas porter à ébullition.* Le milieu de culture sera dissout lorsqu'on verra apparaître une couleur rouge vif.
3. Verser des quantités adéquates du milieu de culture dans les flacons de polypropylène. Environ 2,5ml de milieu par prélèvement sont nécessaires. Chaque flacon devrait contenir assez de milieu pour une journée d'utilisation. Le kit contient assez de boîtes de Pétri pour traiter 16 échantillons par jour.
4. Replacer les bouchons sur les flacons. Ne pas les serrer trop fort car ceci pourrait entraîner des fuites.
5. Si un autoclave conventionnel est disponible, autoclaver les flacons, les bouchons desserrés, à 121 °C pendant 10 minutes. Serrer délicatement les bouchons une fois refroidis.

Si un autoclave n'est pas disponible, utiliser une cocotte-minute classique ou un stérilisateur portatif. Placer les flacons sur un portoir dans la cocotte-minute (ces derniers pourraient se mélanger si vous les déposer directement dans le fond de la cocotte-minute), remettre le couvercle et chauffer à pression maximum (environ 15psi). Une fois que la pression maximum est atteinte, la maintenir pendant 15 minutes. Eteindre la surface chauffante et laisser la cocotte-minute refroidir. Sortir les flacons et les ranger dans un endroit sombre et frais.

### 3.2 Préparation du milieu de culture sur le terrain

Se munir des éléments suivants:

1. Lauryl sulphate
2. Eau propre
3. Flacons de polypropylène
4. Stérilisateur portatif, cocotte-minute, récipient de cuisson, casserole (1 des 4)



Nettoyer soigneusement les flacons de milieu de culture dans de l'eau chaude et propre avant utilisation. Si nécessaire, utiliser un détergent léger puis bien rincer avec de l'eau propre jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de trace de détergent.

1. Si possible se procurer de l'eau distillée. Dans le cas contraire, utiliser l'eau la plus propre possible, par exemple de l'eau de pluie, filtrée ou bouillie. Si nécessaire, laisser reposer l'eau "brute" une nuit dans un récipient. *Ne jamais utiliser de l'eau chlorée.*
2. Utiliser le testeur de pH du kit pour vérifier que le pH de l'eau est compris entre 6,8 et 8,2. Dans le cas contraire utiliser une autre source.
3. Verser 500ml d'eau propre dans un bécher.
4. Verser 500ml d'eau dans un bécher et ajouter 38,1g de milieu de Lauryl sulphate. Mélanger et chauffer à feu doux pour dissoudre complètement les cristaux. *Ne pas laisser bouillir.* Le milieu de culture sera dissout dès qu'une couleur rouge vif apparaîtra.
5. Verser des quantités adéquates du milieu dans des flacons de polypropylène. Vous aurez besoin d'environ 2,5ml de milieu par prélèvement. Chaque flacon devrait contenir assez de milieu pour une journée d'utilisation. Le kit contient suffisamment de boîtes de Pétri pour traiter 16 prélèvements par jour.
6. Replacer les bouchons de polypropylène sur les flacons et les serrer délicatement de façon à ne pas causer de fuite.
7. Si une cocotte-minute est disponible, stériliser le milieu de culture tel qu'il est indiqué au point 5 en haut de la page 10.
8. Si une cocotte-minute ou un stérilisateur portatif ne sont pas disponibles, mettre les flacons de milieu de culture dans un récipient de cuisson ou casserole rempli d'eau bouillante, ne pas mettre les flacons directement en contact avec le fond de la casserole (utiliser un portoir ou une étale). Faire bouillir pendant 20 minutes. Stocker les flacons stérilisés dans un endroit sombre et frais. Utiliser tout milieu de culture préparé de cette façon dans les 24 heures.

### **3.3 Stockage du milieu de culture**

Le milieu de culture qui a été stérilisé dans un autoclave ou une cocotte-minute et stocké dans un endroit sombre et frais devrait normalement se conserver pendant plusieurs mois. Si des signes d'altération apparaissent, par exemple liquide trouble ou coloration jaune, le contenu du flacon doit être jeté. Dans le cas où le milieu serait rangé dans un environnement froid, par exemple un réfrigérateur, un dépôt peut se former mais il disparaîtra dès que le flacon sera réchauffé ou secoué. Ce dépôt ne signifie pas que le milieu est altéré, c'est une propriété du lauryl sulphate.

### **3.4 Elimination de matières contaminées**

Pour éviter tout risque d'infection à cause de matières contaminées, ne pas toucher directement toute membrane contaminée. Ne pas manger, boire ou fumer lors de la manipulation de matériel contaminé. Se laver les mains immédiatement. Tout matériel contaminé, tels que des membranes et buvards usagés, ne sont plus contaminés s'ils sont autoclavés ou incinérés. Ne pas jeter des membranes ou buvards non-stérilisés. Les boîtes de pétri doivent être soigneusement lavées avec un détergent après utilisation, puis rincées à l'eau propre et séchées.

Différentes façons de procéder pour la stérilisation des boîtes:

1. Autoclaver à 121°C pendant 10 minutes. Assembler les boîtes et les ranger dans un endroit non-contaminé.
2. Mettre les boîtes dans un four conventionnel à 180°C pendant 30 minutes.
3. Laisser tremper les bases et couvercles des boîtes dans de l'eau bouillante pendant 15 minutes. Vider l'eau et assembler les boîtes pendant qu'elles sèchent alors qu'elles sont encore chaudes.

Si c'est possible toujours utiliser une des méthodes ci-dessus. Dans le cas contraire, utiliser la méthode suivante:

A l'aide d'une pince, exposer à une flamme d'un briquet ou brûleur à gaz les bases et couvercles des boîtes. Assembler lorsqu'elles sont encore chaudes.

### **3.5 Buvards et distributeur**

Des buvards stériles sont fournis en paquets de 100. Un distributeur de buvards est aussi fourni avec le kit. Toujours avoir un paquet de buvards dans le distributeur sinon cela pourrait augmenter les risques de contamination.

Il est préférable de placer les buvards dans les boîtes de Pétri avant de quitter la base de façon à ne pas utiliser le distributeur et les buvards sur le terrain.

S'il s'avère nécessaire de préparer des boîtes sur le terrain, toutes précautions doivent être prises pour éviter de contaminer le distributeur. Si le distributeur est perdu ou endommagé, les buvards peuvent être manipulés sur le terrain en utilisant une pince stérilisée (voir page 28 pour les méthodes de stérilisation. Certains utilisateurs du kit préfèrent cette méthode à celle du distributeur.

### **3.6 Distributeur de méthanol**

Le méthanol est extrêmement inflammable. *Eviter d'exposer du méthanol à une flamme nue.*

Le distributeur de méthanol est fourni avec un bouchon en plastique et un gicleur. Il doit être rempli à moitié avec du méthanol à l'aide d'un petit entonnoir, une pipette ou seringue afin d'éviter la fuite de méthanol. *Ne pas remplir complètement le distributeur de méthanol car il pourrait y avoir des fuites par fortes chaleurs.*

Pour utiliser le distributeur de méthanol, le gicleur doit être maintenu verticalement à l'aide des extrémités d'une pince. Pour arrêter le débit de méthanol, pousser l'enclave du gicleur vers le bas dans le bouchon. Après l'utilisation de l'équipement prendre soin de ne pas laisser le gicleur en position verticale car cela pourrait provoquer la fuite du méthanol.

## **4. Procédures de prélèvement des échantillons**

### **4.1 Prélèvement depuis un robinet**

1. Déposer toutes les parties n'appartenant pas au robinet tels que brise-jet, morceau de tuyau, etc. S'assurer qu'il n'y a pas de fuite aux joints ou aux raccords qui seraient susceptibles de contaminer l'échantillon.

2. A l'aide d'un chiffon propre ou mouchoir, nettoyer soigneusement l'orifice de sortie du robinet, en prenant soin d'en ôter toutes les particules de graisse ou autres matériaux.

*Ouvrir le robinet à plein débit et laisser l'eau s'écouler pendant au moins une minute avant d'effectuer tout prélèvement.*

Cela afin de nettoyer l'orifice de sortie du robinet et de se débarrasser de l'eau qui a séjourné longtemps dans les tuyaux.

3. Effectuer un prélèvement de l'eau avec une cuve non-stérile. Déterminer le chlore résiduel et mesurer les niveaux de turbidité de ce prélèvement.

4. Selon les résultats de chlore résiduel et de Turbidité, (voir page 19), procéder à un deuxième prélèvement pour l'analyse bactériologique en utilisant une cuve stérile cette fois-ci.

### **4.2 Prélèvement depuis un lac, retenue ou toute autre eau de source.**

Dans des endroits faciles d'accès, il peut être possible de prélever directement à la main. Dans la plupart des cas, il n'est ni pratique ni souhaitable d'entrer dans l'eau.

Saisir fermement la cuve à prélèvements, et la plonger dans l'eau, l'ouverture dirigé vers le bas, jusqu'à une profondeur d'environ 30 cm. Retourner la cuve et la laisser se remplir.

Le curettage assure qu'aucune contamination extérieure entre dans la cuve.

Poser la cuve sur une surface propre où elle ne peut être renversée.

Dans les endroits où le courant est sensible, c'est à dire les rivières et les torrents, le prélèvement devrait être pris contre le courant.

On doit chercher à obtenir l'échantillon aussi près que possible du courant principal de l'eau, c'est à dire aussi éloigné que possible des berges, où l'eau risque de ne pas être représentative. D'autre part, on prendra soin de ne pas laisser entrer de matières flottant à la surface de l'eau dans l'échantillon. Pour cette raison, il peut être pratique de raccorder la cuve à prélèvements au câble acier fourni.

### **4.3 Prélèvement depuis un puits ouvert ou un réservoir de stockage**

1. Raccorder le câble à la cuve à prélèvement au moyen du mousqueton à l'extrémité du câble.

Si nécessaire, augmenter la longueur du câble en le raccordant à une cordelette. Faire très attention de ne pas perdre la cuve quand on opère de cette façon.

2. Descendre la cuve à prélèvement stérilisé dans le puits ou le réservoir, en faisant attention de ne pas la laisser entrer en contact avec les parois où elle pourrait se salir. Laisser la cuve couler d'environ 30 cm.

3. Remonter la cuve et la poser sur une surface propre où elle ne peut être renversée.

## **5. Analyse des échantillons en utilisant le kit**

### **5.1 Introduction**

Les premiers tests qui doivent être effectués sur un échantillon d'eau potable résident dans la détermination du chlore résiduel et de la turbidité. L'échantillon doit être prélevé dans un récipient propre mais non-stérile, par exemple une cuve. Rincer la cuve plusieurs fois avec de l'eau à analyser avant le prélèvement.

Si les résultats de l'analyse sont les suivants:

Chlore résiduel libre supérieur à 0,2mg/litre (0,2ppm) *et*

la turbidité inférieure à 5TU

Il est fort *improbable* que l'échantillon contienne des bactéries coliformes fécaux. Dans ce cas il ne sera pas nécessaire de procéder à un comptage des coliformes fécaux.

Si les résultats ne sont pas compris entre ceux cités ci-dessus, il sera nécessaire de procéder à un comptage des coliformes fécaux. Dans ce cas, des prélèvements peuvent être effectués pour l'analyse avec une cuve stérile.

### **5.2 Détermination du chlore résiduel et du pH**

1. Rincer trois fois les chambres du comparateur avec l'eau à tester puis remplir les trois chambres du prélèvement.

2. Placer un comprimé de réactif DPD1 à dissolution rapide dans le comparateur de droite (C<sub>12</sub>), et un comprimé de rouge de phénol dans celui de gauche(pH).

3. Remettre le couvercle du comparateur,

l'assujettissant fermement, et retourner l'ensemble plusieurs fois jusqu'à dissolution complète des deux comprimés de réactifs  
Cependant ne pas secouer car cela pourrait faire entrer de l'air.

4. Lire immédiatement les concentrations le chlore résiduel libre et le pH à la lumière naturelle, et comparer la couleur obtenue à celles de l'échelle du comparateur. Si celle-ci est entre deux couleurs standards, il sera alors nécessaire d'estimer les valeurs intermédiaires. Noter les résultats sur la feuille de surveillance(voir page 56 pour un exemple).

5. Pour déterminer le chlore résiduel total, ne pas verser le liquide dans le comparateur, mais retirer le couvercle et ajouter un comprimé de DPD 3 dans le compartiment de droite.

6. Retourner l'ensemble plusieurs fois à nouveau jusqu'à la dissolution du comprimé. La couleur qui apparaît représente le chlore résiduel total en mg/litre.

7. Soustraire le résultat de chlore libre de celui du chlore total ce qui donnera une concentration de chlore combinée:

DPD 1	=	Chlore résiduel libre
DPD 1 + DPD 3	=	Total de chlore résiduel
Total – Libre	=	Chlore combiné

### 5.3 Mesure de la turbidité

Remarque: Les tubes à turbidité sont gradués d'une échelle de 5 à 2000 TU

1. Retirer les deux tubes à turbidité du couvercle de la valise et les monter ensemble. Enfoncer la partie supérieure du tube (ouverte des deux côtés) carrée dans la partie inférieure. Tenir le tube verticalement sur une surface stable à une hauteur où le cercle noir qui se trouve au fond peut-être regardé du dessus. Cette détermination doit être faite dans de bonnes conditions d'éclairage vertical. Une bonne lumière du jour est suffisante.

2. En tenant le tube d'une main, et en observant depuis le haut le cercle gravé au fond, verser doucement l'échantillon d'eau dans le tube, en évitant les éclaboussures et la formation de bulles. Continuer à verser jusqu'à ce que le cercle gravé disparaisse. Ne pas tenter de scruter l'intérieur du tube de très près car ceci pourrait fausser les résultats. Les tubes de turbidité sont gradués par

une échelle logarithmique de façon très précise. Le résultat correspond à la valeur la plus proche du niveau de l'eau. Ceci devrait permettre une estimation raisonnablement précise de la turbidité du prélèvement d'eau.

## **5.4 Analyse bactériologique de l'eau**

L'analyse des échantillons d'eau pour la détection des coliformes fécaux est entreprise en passant une certaine quantité d'eau dans un filtre stérile. Toutes bactéries présentes dans l'eau seront filtrées. Le filtre sera ensuite placé sur un buvard imbibé de liquide de milieu croissant qui nourrit les coliformes, mais qui inhibe le milieu de toutes autres bactéries attrapées par le filtre. Pour s'assurer que seuls les coliformes fécaux peuvent grandir, le filtre doit être maintenu à 44°C dans l'incubateur du kit jusqu'à ce que les bactéries se multiplient plusieurs fois et forment des colonies qu'on peut apercevoir à l'œil nu. On reconnaît les coliformes fécaux par leur capacité à changer la couleur (du rouge au jaune) du milieu de culture à 44°C. On enregistrera les résultats par unités de colonies formées par 100ml d'eau (CFU/100ml).

Les coliformes fécaux ont une importance sanitaire lorsqu'ils sont présents dans les alimentations en eau potable. On conseille aux utilisateurs de se référer aux normes ou directives de qualité de l'eau du pays, ou encore à l'Organisation Mondiale de la Santé *Instructions pour la Qualité de l'Eau Potable Volume III*. Il pourrait être nécessaire d'agir pour procéder à une décontamination des approvisionnements en eau.

Pour certains utilisateurs il sera peut-être nécessaire de compter le nombre total de bactéries coliformes qui, même ce dernier a moins d'importance que celui des coliformes fécaux, peut être utilisé pour détecter des problèmes dans des réseaux de grande distribution. Le comptage total des coliformes est entrepris de la même façon que celui des coliformes fécaux, la seule différence réside dans la température à laquelle les filtres sont incubés qui est de 37°C.

L'incubateur OXFAM – DELAGUA peut-être recalibré à 37°C en suivant la procédure de recalibrage aux pages 52-54. Cependant, il n'est d'habitude pas conseillé de procéder au comptage des coliformes fécaux et au total des coliformes. Un incubateur à double température est disponible au Centre Robens ce qui permet d'entreprendre les deux tests en même temps.

## **5.5 Sélection du volume le plus adéquat pour le comptage de coliformes fécaux**

Le volume d'échantillon le plus adéquat est celui qui permet une énumération la plus précise possible des bactéries. Cette précision n'est possible que si le nombre de colonies sur la membrane filtrante, après incubation, est compris entre 20 et 200. S'il y a moins de 20 colonies, il y a un risque d'erreur statistique. Le compte peut s'avérer malaisé s'il y a plus de 200 colonies.

## Eaux potables traitées

Dans le cas d'eaux traitées ou d'adductions, il est probable que le nombre de coliformes fécaux est autour de zéro. Ainsi, le volume de choix sera de 100ml, et un résultat de zéro coliforme pour 100ml est indicatif d'une eau saine. S'il y a plus de 50 colonies par 100ml cela signifie que l'approvisionnement est très contaminé et qu'il faut agir immédiatement pour y remédier. Il faut aussi agir si les eaux sont traitées avec un désinfectant, de façon à ce que le chlore ne possède qu'1 coliforme fécal par 100ml.

## Toutes eaux

La sélection du volume d'échantillon le plus adéquat est habituellement déterminée à la lumière d'expériences précédentes pour une source donnée, station de traitement, ou système de distribution.

Pour les eaux potables et eaux partiellement traitées (en incluant celles extraites du sous-sol), il est possible d'ajuster le volume d'échantillon afin d'obtenir un compte final de l'ordre de 20 à 200 coliformes fécaux par 100ml. Les volumes représentatifs recommandés pour chaque type d'eau sont indiqués dans le tableau ci-dessous.

### **Volume-type d'échantillon pour le compte des coliformes fécaux en utilisant la méthode de filtration sur membrane pour différentes eaux (les volumes alternatifs sont entre parenthèses).**

---

Lacs, retenues et autre sources d'eau de surface	10ml (1ml*)
Points d'eau protégés par ex.: puits et sources	100ml (50ml)
Points d'eau non-protégés par ex.: puits creusé et sources	50ml (10ml)
Station de traitement des eaux -eau partiellement traitée	50ml (100ml or 10ml)
Station de traitement des eaux -eau traitée	100ml
Bassins de retenue, réseaux de distribution et eaux du robinet	100ml

---

\*Remarque: Ce volume exigera l'utilisation de pipettes stériles et de l'eau de dilution.

Ce sont seulement des indications, et non pas des règles fixes pour tout programme de prélèvement. Il peut s'avérer utile de faire plusieurs prélèvements de différents volumes afin de décider lequel conviendra le mieux pour le comptage des bactéries. Dans ce cas, il n'est pas nécessaire de restériliser l'ensemble de filtration et la cuve à prélèvements entre deux analyses du même échantillon à condition de commencer par le plus petit volume, et ainsi de suite.

## 5.6 Recommandations d'hygiène sur le terrain

Il est important que tous les composants du kit soient propres et stériles. Cependant les surfaces pour lesquelles il est le plus important qu'elles restent *propres et stériles* sont les suivantes:



- a) Toutes les surfaces qui entrent en contact avec l'échantillon d'eau, c'est à dire l'intérieur de la cuve de prélèvement, l'intérieur de l'entonnoir de filtration et les surfaces supérieures de la base de filtration et du support de membrane en bronze.
- b) Toutes les surfaces en contact avec le milieu de culture, c'est à dire les surfaces intérieures des boîtes de Pétri et le buvard lui-même.
- c) Toutes surfaces en contact avec la membrane filtrante, c'est à dire la partie basse de l'ensemble de filtration, la membrane filtrante et la pince.

*En aucun cas ne laisser ces composants se salir car cela pourrait les contaminer et altérer les compte des coliformes.*

Avant de manipuler la membrane filtrante et après le prélèvement, exposer les extrémités de la pince à une flamme pendant cinq secondes puis les laisser refroidir. Après avoir stérilisé la pince de cette façon, les placer de telle manière à ce que les extrémités ne soient pas en contact avec quelque chose que soit.

## **5.7 Analyse des prélèvements pour le comptage des coliformes fécaux sur le terrain**

1. A l'aide du distributeur de buvards, mettre un buvard dans chaque boîte de Pétri (il est conseillé de faire ceci à la base avant de partir sur le terrain). Si le distributeur ne fonctionne pas, les buvards peuvent être manipulés à l'aide d'une pince stérilisée.
2. Verser assez de milieu de culture sur chaque buvard dans la boîte de Pétri pour l'imbibé complètement et ajouter un peu de surplus (approx. 2.5ml). Replacer immédiatement le bouchon sur flacon. Ne pas mettre en contact le col du flacon avec tout objet extérieur que ce soit. Juste avant de traiter le prélèvement, verser la plupart du milieu qui est en excès . Faire en sorte de toujours laisser un peu d'excès pour éviter que le buvard ne se dessèche pendant l'incubation.

Remarque: Une fois que le flacon de milieu de culture a été ouvert, il est conseillé d'utiliser le contenu dans la journée. Il est recommandé de ne pas utiliser le milieu de culture contenu dans un flacon pendant plusieurs jours car ceci pourrait augmenter les possibilités de contamination.

3. Exposer les extrémités de la pince à une flamme à l'aide d'un briquet et laisser refroidir.
4. Mettre le bout de la pince

dans la valise de transport du kit tel qu'il est indiqué. Ceci permet d'éviter que les extrémités soient en contact avec toute source de contamination pendant le cycle d'analyse.

5. Désassembler la cuve à prélèvements de l'ensemble de filtration. Assembler de façon ferme le dispositif de filtration avec l'entonnoir (si c'est difficile, il est probable que le joint torique à besoin d'être lubrifié avec de la graisse de silicone ; voir les instructions pour l'entretien du kit par page 42). Mettre l'assemblage en position verticale à un endroit facile d'accès dans le kit.

Ne pas mettre l'ensemble de filtration par terre car il pourrait se salir.

6. Dévisser le collier en plastique qui sert d'entonnoir de filtration pour qu'on puisse les retirer facilement. Ne pas les poser ailleurs que sur la base de filtration.

7. A l'aide d'une pince stérilisée, retirer la membrane filtrante stérile de la base de filtre en la saisissant par son bord.

8. D'une main, déverrouiller l'entonnoir et le collier en plastique de la base de filtration. De l'autre main, à l'aide de la pince, poser la membrane (face quadrillée au-dessus) sur le filtre porte-membrane en bronze. Replacer immédiatement le l'entonnoir du filtre et le collier en prenant garde à ce qu'ils ne rentrent pas en contact avec tout objet extérieur. Il est en général pratique de tenir l'entonnoir entre le pouce et l'index. Ceci permettra de s'assurer que le collier ne va pas glisser et que les doigts n'entreront pas en contact avec la surface intérieure de l'entonnoir.

9. Bien visser le collier en plastique vers le bas pour tenir la membrane et créer un joint hydraulique scellé.

Remarque: Le collier en plastique a trois crans d'ajustement:

1. Complètement ouvert – l'ensemble peut être démonté de cette façon.

2. Ouvert mais pas complètement – toutes les surfaces intérieures sont exposées à l'atmosphère. Cette position est celle qu'on utilise lorsqu'on stérilise l'appareil.

3. Bien serré – l'entonnoir forme un joint hermétique scellé entre le support de la membrane et la membrane filtrante elle-même. Cette position est utilisée pour la filtration.

10. Rincer la cuve à prélèvements stérile une fois avec l'eau qui est à prélever et ensuite remplir la cuve de cette eau. Prendre soin à ce que la cuve à prélèvement ne soit pas contaminée, par exemple avec de la poussière ou des résidus qui pourraient entrer dans l'entonnoir.

11. Verser l'échantillon de filtration jusqu'à la marque repérant le volume sélectionné (10, 50 ou 100ml) à l'intérieur de l'entonnoir de filtre, en vérifiant que rien d'autre n'entre dans l'entonnoir.

12. Insérer l'embout plastique de la pompe à vide dans le trou situé sur le bord de la base de filtre, et pomper plusieurs fois de manière à ce que l'échantillon passe à travers la membrane filtrante.

Une fois que toute l'eau a traversé la membrane, retirer la pompe de l'ensemble de filtration.

13. Dévisser d'une main le collier et débloquer

le collier de fixation de l'entonnoir. A l'aide de la pince stérilisé soulever la membrane filtrante hors de la base de filtration en la saisissant uniquement par son bord.

14. Retirer le couvercle d'une boîte de Pétri préparée et poser la membrane, face quadrillée au-dessus, sur un buvard imbibé du milieu de culture. Commencer par un coin et faire descendre la membrane en l'aplatissant afin d'éviter la création de bulles d'air entre la membrane et le buvard.

15. Replacer le couvercle sur la boîte de Pétri et marquer le haut de la boîte avec un crayon en cire ou un marqueur indélébile les références du prélèvement, par exemple le volume filtré, la source, l'heure et la date; ou un code qui est en rapport avec certaines données sur la feuille de surveillance.

16. Placer la boîte de Pétri, couvercle au-dessus, dans le vecteur/support et remettre ce dernier dans le récipient de l'incubateur. Remettre le couvercle de l'incubateur.

## **5.8 Re-stérilisation de l'ensemble de filtration**

La cuve à prélèvements et l'ensemble de filtration doivent être re-stérilisés entre chaque prélèvement lorsque deux sources d'eau différentes sont analysées.

La stérilisation de l'équipement sur le terrain présente quelques problèmes pratiques, c'est pourquoi elle doit être entreprise en suivant une méthode simple. Il est plus pratique d'utiliser du *méthanol*. Les instructions sont expliquées ci-dessous. Dans le cas où le méthanol n'aurait pas été disponible, l'appareil de filtration et la cuve à prélèvements peuvent être stérilisés en les immergeant dans de l'eau bouillante pendant cinq minutes.

Remarque: Le méthanol est le seul alcool qui convient pour stériliser l'appareil de filtration, il n'y a pas de substitut. Lorsqu'on le brûle dans un lieu où il y a peu d'oxygène – par exemple dans la cuve à prélèvements fermée – du formol se dégage et devient un désinfectant très efficace. Le transport de méthanol coûte très cher et nécessite des conditions de transport spéciales. Il est donc en général préférable de se le procurer localement chez un fournisseur pharmaceutique, un hôpital, ou un laboratoire d'université. Il n'est en général pas fourni avec le kit. Cependant, s'il est nécessaire, le Centre Robens peut fournir du méthanol sur commande.

1. Essuyer soigneusement la cuve à prélèvements et l'ensemble de filtration avec un chiffon ou mouchoir propre.

2. A l'aide du collier en plastique serrer l'entonnoir de filtre au deuxième cran (voir page 30) ce qui permettra à l'agent stérilisateur de pénétrer.

3. Verser environ 1ml  
(approximativement 20 gouttes)  
de méthanol dans la cuve à prélèvements.

4. Allumer prudemment le méthanol  
à l'aide d'un briquet.

*Attention: tenir le visage éloigné  
de la cuve.*

Poser la cuve sur une surface plate  
qui est résistante à la chaleur.

5. Laisser le méthanol brûler quelques  
secondes et, pendant qu'il brûle  
encore, assujettir correctement l'ensemble  
de filtration dans la cuve à prélèvements

6. Maintenir l'ensemble de filtration dans la cuve à prélèvements pendant au moins 15 minutes avant de  
procéder à un autre prélèvement.

Remarque: Si on utilise trop de méthanol, on verra apparaître un résidu dans la cuve à prélèvements et l'ensemble de filtration  
après la stérilisation. Le volume idéal de méthanol qu'il faudra utiliser sera déterminé à la lumière des expériences.

Remarque: Il est conseillé de stériliser l'ensemble de filtration immédiatement après chaque analyse et avant tout transport et  
stockage de façon à ce qu'il soit toujours prêt à l'utilisation.

## **5.9 Réanimation des bactéries**

Pour l'analyse du dernier prélèvement, attendre au minimum 60 minutes avant d'allumer l'incubateur (temps  
de réanimation). Organiser la journée de manière à ce que le temps entre l'analyse du premier et du dernier  
échantillons ne dépasse pas 3 heures. Ceci restreint le temps de réanimation à 4 heures maximum.

Remarque: Le temps de réanimation est particulièrement important pour les eaux chlorées ou de mer où les coliformes fécaux sont  
'stressés' à cause de l'exposition à l'environnement. Pour ces types d'eau, il est conseillé de laisser les membranes analysées  
pendant 4 heures après l'analyse du dernier prélèvement et avant d'allumer l'incubateur.

## **5.10 Incubation des prélèvements**

Incuber les prélèvements pendant une durée de 16 à 18 heures. L'incubateur est conçu pour maintenir une  
température comprise entre 44°C +/- 0.5 °C. Afin de maximiser la durée de vie de la batterie, ne pas faire  
fonctionner l'incubateur pour une période qui dépasse le maximum indiqué, par exemple entre 16 h et 8 h du  
matin.

On peut utiliser trois sources de courant pour faire fonctionner l'incubateur:

1. Alimentation sur secteur via la console du chargeur
2. Batterie incorporée
3. Batterie externe 12v

Remarque: Il est recommandé de plutôt utiliser l'alimentation sur secteur. De cette façon la console du chargeur fera fonctionner l'incubateur et chargera la batterie. S'il y a une coupure d'électricité, la batterie incorporée fera automatiquement fonctionner l'incubateur.

## L'utilisation de l'alimentation sur secteur ou de générateur via la console du chargeur

Si on utilise l'alimentation sur secteur pour faire marcher l'incubateur, ce dernier peut fonctionner en même temps que la batterie incorporée se charge. S'il a une coupure d'électricité pour quelque raison que se soit, la batterie incorporée continuera le cycle d'incubation. Dans le cas où on choisirait cette option, brancher la prise 3 broches sur la prise latérale de l'incubateur. Brancher cette dernière sur l'alimentation sur secteur puis allumer l'incubateur et le laisser fonctionner jusqu'à ce que le cycle d'incubation soit terminé.

### Alimentation incorporée

S'il est prévu de travailler sur le terrain pour plusieurs jours, il est possible de pratiquer cinq cycles d'incubation avec la batterie incorporée. Dans ce cas, sous aucun prétexte ne dépasser *cinq cycles* d'incubation avant de recharger la batterie ou faire fonctionner l'incubateur pour plus de 18 heures d'affilée. Systématiquement recharger la batterie quand l'occasion se présente en utilisant l'alimentation sur secteur.

### Batterie extérieure 12v

S'il est prévu de travailler sur le terrain pendant plus de cinq jours, ou dans des endroits isolés, il est possible de faire fonctionner l'incubateur avec une batterie 12v extérieure, par exemple une batterie de voiture, en connectant les deux pinces du cordon d'alimentation extérieure fourni dans la valise de pièces de rechange ou dans le boîtier de batterie auxiliaire (disponible en option).

Une batterie extérieure ne peut être utilisée pour recharger une batterie incorporée mais seulement pour faire fonctionner l'incubateur. Lors de l'incubation très peu de courant est consommé et en général il n'est pas dangereux d'opérer depuis une batterie d'un véhicule pour un cycle d'incubation sans risquer de la décharger excessivement. Ne jamais faire fonctionner l'incubateur depuis une batterie d'une voiture pour plus d'un cycle si celle n'est pas utilisée fréquemment. Une utilisation répétée de l'incubateur endommagera la batterie de la voiture.

Pour utiliser l'incubateur sur une batterie extérieure, connecter les deux pinces du cordon d'alimentation extérieure fourni aux bornes de la batterie (rouge/+, noir/-)  
Brancher la prise trois broches sur la prise latérale de l'incubateur. Allumer l'incubateur, et s'assurer que le voyant rouge de mise sous tension est allumé.

Remarque: Un mauvais entretien de la batterie externe pourrait causer la décharge de la batterie interne.

Toujours incuber les boîtes de Pétri avec les couvercles de l'incubateur et de la valise du kit bien fermés. Cela permet d'éviter la perte de chaleur et d'économiser la puissance de la batterie.

Toujours conserver le kit dans une température ambiante la plus chaude possible, par exemple plutôt sur une chaise ou une table que posé sur un sol froid. De plus, éviter d'incuber à l'extérieur par temps froid.

## 5.11 Comptage des coliformes fécaux et enregistrement des résultats

1. Une fois l'incubation terminée, sortir les boîtes de Pétri du compartiment à l'aide de leur collier de transport. Oter le collier, et séparer les boîtes une par une, et les examiner en lumière rasante, à la loupe si nécessaire.
2. Compter toutes les colonies jaunes de 1 à 3 mm de diamètre. Ne pas compter les colonies jaunes pâles qui virent au transparent quand elles refroidissent, ou les colonies roses qui n'ont pas fermenté. Ces bactéries ne peuvent pas être identifiées sans analyse supplémentaire. Ce ne sont pas des coliformes fécaux.

La taille des colonies peut varier considérablement. En règle générale, si la membrane contient un grand nombre de colonies, celles-ci ont un diamètre plus petit. Si le nombre est plus petit, leur diamètre est souvent plus grand. Ceci s'explique par la concurrence entre les colonies pour les substances nutritives et elles seront donc plus grosses s'il n'y a pas de concurrence.

S'il y a un grand nombre de colonies jaunes, compter méthodiquement en utilisant les lignes quadrillées horizontales. De cette façon il est possible de compter entre 1 et 200 colonies par membrane.

3. Rapporter immédiatement le résultat à 100ml et enregistrer le résultat comme «coliformes fécaux par 100ml» sur la feuille de surveillance (voir page 56 ). Le calcul se fera de cette façon:

<b>Volume filtré par 100ml</b>	<b>Coliformes fécaux</b>
100ml	Nombre de colonies x 1
50ml	Nombre de colonies x 2

## 6. Entretien du Kit

## 6.1 L'alimentation

### *Ne jamais*

Décharger complètement la batterie de l'incubateur.

L'espérance de vie de cette batterie est prolongée en la maintenant constamment chargée. C'est pour cette raison qu'il est conseillé de recharger systématiquement la batterie à la fin de chaque semaine de travail.

### *Ne jamais*

Faire fonctionner l'incubateur plus de 18 heures d'affilée.

### *Toujours*

Incuber avec le couvercle de la valise du kit fermé.

### *Toujours*

Faire fonctionner l'incubateur dans un véhicule ou à l'intérieur, de préférence sur une chaise ou une table pour éviter la perte de chaleur qui peut survenir sur un sol froid. Ne pas opérer à l'extérieur par temps froid.

### *Toujours*

Recharger la batterie à la fin de chaque séance de travail sur le terrain.

### *Toujours*

Stocker la batterie chargée si le kit doit être stocké quelque temps sans être utilisé. ***Pendant le stockage, recharger une fois par mois.***

Pour recharger la batterie, brancher la prise trois broches du chargeur dans la prise latérale de l'incubateur. Brancher le chargeur sur l'alimentation sur secteur puis l'allumer. S'assurer que l'interrupteur de l'incubateur est en position 'Arrêt' à moins qu'on s'en serve. Attendre que le voyant vert placé sur le chargeur indique que la charge est terminée. Cela peut prendre entre 12 et 36 heures en fonction de l'état de la batterie. Une fois que la batterie est entièrement chargée, débrancher le chargeur, déconnecter les trois broches, et le ranger.

Lorsque le kit est utilisé dans un milieu à basse température, par exemple, inférieure à 10°C, on pourra procéder à un maximum de trois cycles d'incubation de 18 heures chacun par charge.

Si on remarque un défaut ou mal fonctionnement du kit, se référer à la section 'Détection de défauts dans l'incubateur, batterie et chargeur' à la page 43.

## 6.2 Composants électroniques et l'incubateur

*Toujours éviter l'entrée d'eau au fond de la valise.*

Les composants sont tropicalisés et ont été soigneusement jointés à la fabrication, mais dans un environnement humide, on ne doit pas s'attendre à ce qu'ils résistent indéfiniment à la corrosion. Sécher immédiatement toutes les éclaboussures.

La température de l'incubateur devrait être périodiquement contrôlée en fonctionnement, par exemple tous les trois mois, tel qu'il est indiqué dans la section 'Contrôle et recalibrage de l'incubateur' à la page 52.

## 6.3 Dispositif de filtration



A la fin de la journée, toujours essuyer soigneusement tous les composants de l'ensemble de filtration (entonnoir, support de membrane, base de filtre et cuve à vide), puis stériliser l'ensemble. Ceci permet d'éviter la formation d'une couche d'oxyde sur l'ensemble de filtration.

## 6.4 Comparateur de chlore/pH et tubes de turbidité

Toujours éviter de rayer les surfaces du comparateur et des tubes de turbidité, afin de ne pas empêcher une bonne transmission de la lumière, indispensable à des résultats corrects.

Maintenir les surfaces intérieures propres et libres de tout résidu qui pourrait se révéler difficile à nettoyer une fois sèches. Après chaque utilisation, rincer soigneusement avec de l'eau propre. *Ne jamais* utiliser de détergents, acides ou solvants organiques.

## 6.5 Valise de transport de l'équipement

La valise de transport du kit d'analyse de l'eau est robuste et résistante aux chocs. Elle est conçue pour tolérer un certain nombre de manipulations énergétiques, mais toutes les précautions doivent être prises pour lui éviter abrasions, chutes ou autres épreuves.

## 6.6 Entretien

Chaque semaine

1. Nettoyer, rincer et sécher l'ensemble de filtration
2. Enduire de graisse de silicone les joints toriques noirs
3. Recharger complètement la batterie incorporée en fin de semaine

Trimestriellement

Contrôler la température de l'incubateur et le recalibrer si nécessaire.

## 7. Évaluation et réparation du kit

### 7.1 Détection de défaut dans l'incubateur, la batterie et le chargeur

1. Brancher l'unité du chargeur de la batterie sur l'incubateur. Ne pas allumer l'incubateur. Brancher le chargeur sur l'alimentation sur secteur.

**Est-ce que les voyants rouge et vert sur le chargeur s'allument quand l'alimentation sur secteur fonctionne?**

Oui                      Retourner à l'étape 2

Non                      Retourner à l'étape 6

2. Charger la batterie intérieure en suivant les instructions expliquées à la page 41.

**Combien de temps s'écoule entre le moment où on a allumé le chargeur et le moment où le voyant vert reste allumé en permanence, c'est-à-dire où la batterie est entièrement chargée?**

Remarque: Si après 72 heures le voyant vert ne s'allume toujours pas, la batterie est endommagée ou usée, il faudra donc la remplacer. Le remplacement de l'alimentation devra être effectué uniquement par un électricien. Un kit de remplacement de la batterie est disponible au Centre Robens. En règle générale la décharge complète de l'alimentation est un signe de mauvaise utilisation.

Retourner à l'étape 3.

3. Préparer le kit pour le contrôle de la température et le calibrage tel qu'il est décrit dans la section 'Contrôle et recalibrage de l'incubateur' à la page 52.

Débrancher le chargeur de l'alimentation sur secteur.

Débrancher le chargeur de l'unité de l'incubateur.

Allumer l'unité de l'incubateur.

**Est-ce que les deux voyants rouges sur la console de l'incubateur s'allument normalement?**

Oui                      Retourner à l'étape 4

Non                      Retourner à l'étape 7

4. Laisser l'incubateur allumé jusqu'à ce qu'il ait atteint une température constante pendant une période d'au moins 30 minutes. Le temps que l'incubateur mettra pour atteindre cette température dépendra de la température ambiante, mais en règle générale il ne dépasse pas 3 heures.

**Est-ce que l'incubateur maintient une température comprise entre 43,5 et 44,5°C?**

Oui                      Retourner à l'étape 5

Non                      Retourner à l'étape 10

**5. Est-ce que l'incubateur conserve une température comprise entre 43,5 et 44,5°C pendant 4 cycles d'incubation de 18 heures chacun, sans qu'il soit nécessaire de recharger la batterie?**

Remarque: Entre chaque cycle, laisser l'incubateur refroidir pendant au moins 8 heures.

Oui                      L'incubateur et le chargeur de la batterie fonctionnent normalement

Non                      Retourner à l'étape 9

6. Il est possible que le fusible du chargeur ait éclaté. S'assurer que l'unité du chargeur est débranchée de l'alimentation sur secteur. Remplacer le fusible à l'intérieur du chargeur (voir page 51). Rebrancher le chargeur à l'alimentation sur secteur.

**Est-ce que les voyants rouges et verts sur le chargeur s'allument?**

Oui                      Retourner à l'étape 2

Non                      Le chargeur est endommagé. Le remplacer par une unité neuve ou le faire réparer soit par le Centre Robens soit par un électronicien. Retourner ensuite à l'étape 1

Remarque: L'unité du chargeur de la batterie n'est pas un chargeur normal. Toujours utiliser les pièces de rechange correspondantes. Celles-ci peuvent être obtenues au Centre Robens. L'utilisation d'un chargeur de batterie de voiture avec l'équipement pourrait endommager la batterie.

7. Rebrancher le chargeur de la batterie sur la console de l'incubateur. Brancher le chargeur sur l'alimentation sur secteur. Allumer l'incubateur.

**Est-ce que les deux voyants sur la console de l'incubateur s'allument normalement?**

Oui                      Retourner à l'étape 8

Non                      Retourner à l'étape 11

8. Contrôler la température sur le thermomètre.

**Est-ce que l'incubateur conserve une température comprise entre 43,5 et 44,5 °C?**

Oui                      Retourner à l'étape 9

Non                      Retourner à l'étape 10

9. La batterie est endommagée ou usée. Le remplacement de celle-ci doit être effectué par un électronicien. Un kit de remplacement est disponible au Centre Robens.

10. Suivre la procédure de recalibrage de l'incubateur à la section 'Contrôle et recalibrage de l'incubateur' à la page 52.

**Est-ce que suite à l'ajustement, l'incubateur maintient une température comprise entre 43,5 et 44,5 °C?**

Oui                      Retourner à l'étape 5

Non                      L'incubateur est endommagé. Un kit de réparation est disponible au Centre Robens. Contacter un électronicien, ou envoyer le kit au Centre Robens pour réparation.

11. Débrancher le chargeur de la batterie de l'unité de l'incubateur. Brancher l'unité de l'incubateur à une pile neuve de 12v en utilisant la pince fournie avec le kit. Allumer la console de l'incubateur.

**Est-ce que les deux témoins de la console de l'incubateur s'allument normalement?**

Oui                      Retourner à l'étape 12

Non L'incubateur est endommagé. Un kit de réparation est disponible au Centre Robens.  
Contacter un électronicien, ou envoyer le kit au Centre Robens pour réparation

12. Vérifier la température sur le thermomètre.

**Est-ce que l'incubateur conserve une température comprise entre 43,5 et 44,5 °C?**

Oui L'unité du chargeur est endommagée. La remplacer avec une unité neuve, l'envoyer  
pour réparation au Centre Robens ou chez un électronicien, puis retourner à l'étape 1.

Non L'incubateur est endommagé. Un kit de réparation est disponible au Centre Robens.  
Contacter un électronicien, ou envoyer le kit au Centre Robens pour réparation.

## **7.2 Schéma de détection de défauts**

Tout kit endommagé ou usagé ne peut uniquement être réparé par le Centre Robens si une agence de financement accepte d'endosser les frais encourus tels que la réparation, l'envoi et l'assurance.

Lors de l'envoi de l'équipement, veuillez y joindre une lettre garantissant le paiement des frais.

Envoyer tout équipement nécessitant réparation à l'adresse indiquée sur la couverture de ce manuel.

Avant d'envoyer le kit, veiller à retirer tout élément en vrac de la valise tels que les tubes de turbidité, testeur de chlore, dispositif de filtration, etc. Ces éléments pourraient se perdre ou être endommagés pendant le transport ; de plus leur poids augmenterait les frais d'envoi.

### **7.3 Remplacement du fusible du chargeur**

Pour remplacer le fusible du chargeur se munir des éléments suivants:

1. Fusible de rechange. Ils sont fournis avec les nouveaux kits dans la valise des pièces de rechange.
2. Tournevis plat, ou la pince fournie dans le kit si un tournevis n'est pas disponible .

#### **Procédure de remplacement du fusible du chargeur**

- a) S'assurer que l'unité du chargeur n'est pas branchée sur le secteur ou le kit.
- b) Placer le chargeur sur une surface plane de telle façon à ce que les témoins soient de face.
- c) Dévisser les boulons en plastique qui sont encastrés dans les coins du chargeur à l'aide du tournevis ou des extrémités de la pince.
- d) Retirer délicatement le couvercle du chargeur. Etant donné que l'unité du chargeur a été conçue pour être résistante à l'eau, il se peut que le couvercle soit bien serré. Couper le joint d'étanchéité en insérant délicatement une extrémité de la pince entre le couvercle et le boîtier du chargeur. Prendre soin de ne pas perdre les quatre boulons en plastique qui pourraient tomber lorsqu'on retire le couvercle
- e) Le fusible est situé à l'arrière du chargeur à gauche. Diriger vers le haut une extrémité du fusible avec le tournevis ou la pince puis retirer l'ancien fusible des ressorts de serrage.
- f) Placer le nouveau fusible entre les deux ressorts de serrage et le mettre en place à l'aide d'un doigt.

Remettre le couvercle sur l'unité du chargeur et resserrer les quatre boulons en plastique à l'aide du tournevis ou de la pince. Retourner à l'étape 6 du guide détection de défauts.

### **7.4 Contrôle et recalibrage de l'incubateur**

Le matériel fourni pour contrôler et recalibrer l'incubateur inclut les éléments suivants:

1. Couvercle d'analyse de l'incubateur avec un trou au centre
2. Thermomètre
3. Détoureuse (similaire à un petit tournevis)

Remarque: Il est conseillé de contrôler la température de l'incubateur une fois tous les 3 mois.

## Procédure de contrôle de la température de l'incubateur

- a) Enlever tout le contenu du kit et nettoyer les surfaces internes avec un chiffon propre et humide ou un mouchoir.  
Verser environ 20ml d'eau dans le récipient de l'incubateur.
  
- b) Insérer le thermomètre dans le trou du couvercle d'analyse.
  
- c) Remettre le couvercle de l'incubateur avec le couvercle d'analyse et le thermomètre de façon à ce que le réservoir de ce dernier soit complètement immergé dans l'eau.

**Entreprendre la procédure suivante dans une température ambiante comprise entre 15 et 25 °C.**

- d) Allumer l'incubateur après s'être assuré que la batterie est entièrement chargée, ou que le kit est branché sur l'alimentation sur secteur. Dans le cas d'une alimentation extérieure, veiller à utiliser une batterie de 12V bien chargée.
  
- e) Vérifier la température de l'incubateur et pendant une période de 30 minutes pour s'assurer qu'elle s'est stabilisée. L'incubateur ne met en général pas plus de 3 heures pour atteindre une température constante selon la température ambiante.
  
- f) Une fois l'incubateur stabilisé, si la température est comprise entre 43,5 et 44,5 °C le recalibrage n'est pas nécessaire. Cependant si elle n'est pas comprise dans cette fourchette, suivre la procédure de recalibrage ci-dessous.

## Procédure de recalibrage de l'incubateur

- g) Laisser en place le couvercle d'analyse ainsi que la sonde thermométrique et laisser l'incubateur en fonctionnement.
  
- h) Retirer le petit triangle noir sur la droite de la console de l'incubateur et garder-le en lieu sûr. Insérer la détoureuse dans le trou en dessous du triangle noir et l'introduire dans la vis de calibrage.

Remarque: De petits réglages de la vis entraînent de grands écarts de température. Un quart de tour (90°) entraîne un changement de température d'environ 1°C

Pour augmenter la température, tourner la vis dans le sens inverse des aiguilles d'une montre. Pour diminuer la température, tourner la vis dans le sens des aiguilles d'une montre (-). Faire les ajustements étape par étape, petit à petit. Après chaque ajustement, laisser l'incubateur se stabiliser pendant au moins 30 minutes.

*Il se peut que la procédure de re-calibrage dure plusieurs heures.*

*Etre patient.*

- i) Une fois l'incubateur re-calibré de façon à ce que la température soit comprise entre 43,5 et 44,5 °C, le laisser en marche pendant 3 heures au minimum. Relever la température toutes les 30 minutes pour s'assurer que la température est constante.
- j) Eteindre l'incubateur et le laisser refroidir. Ne pas le débrancher de l'alimentation sur secteur.
- k) Le jour suivant, allumer l'incubateur et le laisser atteindre une température constante. Si la température ne correspond pas à la fourchette exigée, répéter le processus expliqué aux étapes (g) à (j).
- l) Démontez le matériel de contrôle de la température et le ranger dans un endroit propre et sec.
- m) Remettre le triangle noir sur le trou de la vis de re-calibrage.

Remarque: La procédure ci-dessus garantit une température moyenne de l'incubateur +/- de 0,5 °C. Dès que la température programmée sur l'incubateur est atteinte, celle-ci peut varier +/- entre 0,5 °C durant l'incubation.

# Annexes



## Schémas de circuits électroniques

**Incubateur**

**Chargeur**

## Checklist des travaux sur le terrain

Avant d'aller sur le terrain, vérification du matériel:

### Kit

Dispositif de filtration  
Cuve à prélèvements  
Ventouse  
Cordon de prélèvements  
Poire à vide  
Tubes pour la détermination de la turbidité (une paire)  
Comparateur de chlore/pH  
Pince métallique  
Boîtes de Pétri  
Valise des pièces de rechange  
Briquet

### Consommables

Milieu de culture  
Membranes filtrantes  
Buvards et appareil distributeur  
Comprimés DPD1  
Comprimés DPD3  
Comprimés de rouge de phénol  
Méthanol  
Feuilles de surveillance  
Mouchoirs papier ou chiffon propre

### Liste des pièces de rechange

Les pièces de rechange et consommables suivants sont disponibles au Centre Robens. Veuillez téléphoner, envoyer un courrier, fax ou email pour une liste actuelle des prix.

### Composants

Kit de remplacement de la batterie contenant:	Batterie 12v9,5Ah Agent d'étanchéité siliconé
Kit de contrôle de la température contenant:	Couvercle de l'incubateur avec un trou au centre Thermomètre Ajusteur/détoureuse Fusibles du chargeur
Kit de Réparation électrique contenant:	Circuit électronique Sonde Thermométrique Agent d'étanchéité Agent émulsifiant Adhésifs

Dispositif de filtration (complet)  
Entonnoir pour filtration avec collier en plastique  
Ventouse  
Cuve à prélèvements  
Base de filtration  
Poire à vide  
Câble de prélèvements  
Membrane en bronze avec anneaux en silicone  
Joints toriques noirs en caoutchouc  
Tubes pour la détermination de la turbidité (une paire)  
Valise des pièces de rechange (préciser si vide ou complète)  
Pince métallique

## **Matériel**

Comparateur pour chlore résiduel et pH  
Câble externe de l'alimentation  
Graisse de Silicone (2g or 100g)  
Fusibles du Chargeur (x2)  
Flacons de polypropylène de 60ml (x10)  
Distributeur de méthanol en plastique  
Boîtes de Pétri

## **Consommables**

Membranes filtrantes et buvards (x200 ou x1000)  
Distributeur de buvards  
Tube de milieu de culture de 38,1g pour 500ml de milieu croissant (suffisant pour 200 tests)  
Tube de milieu de culture de 500g pour 6,5l de milieu croissant (suffisant pour 2 600 tests)  
Comprimés réactifs de DPD1 (x250 ou x1000)  
Comprimés réactifs de DPD3 (x250 ou x1000)  
Comprimés de rouge de phénol (x250 ou x1000)  
Consommables pour 200 tests

## **Suppléments en option**

Sonde conductimétrique  
Stérilisateur portatif