E. I. E. R.
Bibliothèque
OUGOU

TITRE

"DECONTAMINATION BACTERIENNE ET PARASITOLOGIQUE DES EAUX USEES DOMESTIQUES PAR LA FILIERE LAGUNAGE DE LA STATION PILOTE DE L'E.I.E.R."

MEMOIRE
DE FIN D'ETUDES

PRESENTE PAR :

COULIBALY Poulo

ANNEE 1992-1993

DECONTAMINATION BACTERIENNE ET PARASITOLOGIQUE DES EAUX USEES DOMESTIQUES PAR LA FILIERE LAGUNAGE DE LA STATION PILOTE DE L'EIER

Mention :

Encadrement

A. KLUTSE

E. I. E. R.

Enregistré à l'Arrivée

le 23 JUIN 1993 N° 190/93

DEDICACE

- A mon père **OUMAR** qui, de par ses devoirs de bon père, a tant souffert pour moi
- A ma mère, feue **Marie CHANTAL** qui un matin d'Octobre m'amene à l'école, croyant me voir sortir avec un diplôme. C'était sans prédire l'avenir. Que son âme se repose en paix.
- A la famille Madani BA pour toute l'affection dont j'ai été l'objet
- A mes frères et soeurs
- A tous mes amis
- A la future mère de mes enfants
- A tous ceux qui contribuent à l'amélioration de notre cadre de vie

Je dédie ce document.

REMERCIEMENTS

Vouloir élaborer un mémoire de fin d'études n'est pas toujours une tâche facile, surtout lorsque le sujet à traiter est d'importance.

Dans cette grande joie que nous éprouvions de finir les études, nous ne saurions taire notre reconnaissance envers toutes les personnes qui, dans une franche et bien aimable collaboration ont contribué, par des efforts soutenus, à la mise au point de ce document.

A cette fin donc, que l'occasion me soit offerte d'adresser mes sincères remerciements à toute la grande famille enseignante et administrative de l'E.I.E.R. pour les efforts consentis durant ma formation.

Qu'il me soit permis de faire mention spéciale de mon Directeur de mémoire, Monsieur **Amah KLUTSE** à qui j'exprime tous mes remerciements et mes sentiments de profonde gratitude.

Je remercie Monsieur **AFANGHON Dieudonné** pour sa franche collaboration au laboratoire. Qu'il trouve ici l'expression de ma reconnaissance.

Je tiens à remercier:

- Monsieur **TOUNKARA Mohamed**, pour sa disponibilité et la documentation fournie. Qu'il se voit ici récompensé.
- Monsieur **TRAORE Harouna** pour le service rendu et ses précieux conseils

Mes remerciements vont aussi à l'endroit de tous mes parents, de mes amis et de tous les autres qui m'ont aidé et dont les noms devraient figurer ici.

Que tous mes collègues de promotion trouvent ici l'expression de ma profonde gratitude, leurs dévouement et encouragement ayant été exemplaires.

A tous je dis merci

SOMMAIRE

DEDICACE

REMERCIEMENTS

RESUME 1

INTRODUCTION 3

Chapitre I: PRESENTATION DE LA STATION DE L'E.I.E.R . 6
I.1. Origine des eaux usées 6
I.2. Description de la station 6

Chapitre II: RECHERCHE BIBLIOGRAPHIQUE 9
II.1. Lagunage 9
II.1.1. Bassins anaérobies 9
II.1.2. Bassins aérobies 10
II.1.3. Bassins facultatifs 10
II.2. Facteurs physico-chimiques 12
II.2.1. Influence du PH 13
II.2.2. Influence de la température 13
II.2.3. Influence de l'oxygène dissous 14

Chapitre III: MATERIELS ET METHODES 15
III.1. Echantillonnage 15
III.2. Débit et temps de séjour 16
III.2.1. Débit 16
III.2.2. Temps de séjour 16
III.3. Paramètres physico-chimiques 18
III.3.1. Le potentiel d'hydrogène (PH) 18
III.3.2. La température 18
III.3.3. L'oxygène dissous 18
III.3.4. La demande biologique en oxygène en 5 jours (DBO5) 19

III.4. Paramètres bactériologiques 19
III.4.1. Les Coliformes thermotolérants 19
III.4.2. Les Streptocoques fécaux 20
III.4.3. Les Salmonelles 20
III.5. Parasitologie 22

Chapitre IV: RESULTATS - INTERPRETATION 24
IV.1. Débit et temps de séjour 24
IV.2. Paramètres physico-chimiques 24
IV.2.1. Le potentiel d'hydrogène (PH) 24
IV.2.2. La température 26
IV.2.3. L'oxygène dissous 27
IV.2.4. La demande biologique en oxygène en 5jours (DBO5) 29
IV.3. Paramètres bactériologiques 33
IV.3.2. Streptocoques fécaux 35
IV.3.3. Salmonelles 38
IV.4. Parasitologie 40

Chapitre V: CONCLUSION 42

BIBLIOGRAPHIE 45

PRINCIPAUX SIGLES UTILISES

STEP	: Station d'Epuration
E.I.E.R.	: Ecole Inter-Etats d'Ingénieurs de l'Equipement Rural
C.I.E.H.	: Comité Inter-africain d'Etudes Hydrauliques
C.R.E.P.A	: Centre Régional pour l'Eau Potable et Assainissement à faible coût
E.P.F.L.	: Ecole Polytechnique Fédérale de Lausanne
DI	: Décanteur primaire
BI.1	: Bassin n°1 de la filière I
BI.2	: Bassin n°2 de la filière I
UFC	: Unité Formant Colonies
DBO5	: Demande Biologique en Oxygène en 5 jours (mg/l)
ulog	: Unité Logarithmique
CF	: Coliformes thermotolérants
SF	: Streptocoques fécaux

RESUME

INTRODUCTION

RESUME

Des thèmes comme **"DECONTAMINATION BACTERIENNE ET PARASITOLOGIQUE DES EAUX USEES DOMESTIQUES PAR LA FILIERE LAGUNAGE DE LA STATION PILOTE DE L'E.I.E.R."** méritent réflexion de tous ceux qui s'intéressent à l'avenir de la sous-région voire du continent qui passe, à notre avis, par la résolution des problèmes environnementaux. C'est ce qui nous a surtout motivé dans le choix du présent mémoire.

A travers le présent ouvrage, notre intention n'est nullement d'épuiser toutes les connaissances relatives à la décontamination des eaux usées domestiques par lagunage, mais plutôt d'apporter notre modeste contribution dans l'appréciation de l'efficacité d'épuration de la station pilote de l'E.I.E.R.

Hormis l'introduction dans laquelle nous situons le sujet dans son contexte en évoquant la problématique et énumérant les objectifs, le document comprend cinq(5) parties dont la conclusion. La première partie, présentation de la station, consiste à la description sommaire de l'objet de notre étude tout en précisant l'origine des eaux usées y arrivant. La recherche bibliographique qui constitue la deuxième partie se veut une référence littéraire autrement dit un étalage des résultats obtenus par certains auteurs. Les protocoles expérimentaux et les principes de détermination des paramètres sont consignés dans la troisième partie tandis que le chapitre IV régroupe les résultats et leurs interprétations. Ainsi:

- on est arrivé à des charges moyennes de 1 560kg/ha.j et 210kg/ha.j respectivement pour BI.1 et BI.2. L'abattement global de la filière est de 79%.
- le pH, la température et l'oxygène dissous se présentent comme suit:
  * évolution de la température des eaux en fonction des saisons
  * les valeurs de pH sont comprises entre 7 et 8, plage favorable au développement de la flore bactérienne.

* contrairement au deuxième bassin, le premier présente de faibles valeurs en oxygène dissous dues à une forte charge organique. Une légère tendance à la baisse de ces valeurs se fait sentir la nuit.

- Concernant les bactéries témoins de contamination fécale on a relevé:

* un abattement de 99,6% soit 2 à 3 ulog pour les coliformes thermotolérants
* un abattement de 99% soit 2 ulog pour les streptocoques fécaux.

Il y a aussi une mauvaise corrélation entre les streptocoques à l'entrée et à la sortie de chaque unité d'une part et d'autre part entre les coliformes et les streptocoques en un point donné. On observe, par contre, une bonne corrélation entre les coliformes à l'entrée et à la sortie de chaque ouvrage.

- Pas de résultats très concluants pour les salmonelles et les parasites.

La cinquième et dernière partie est la conclusion. Elle résume tous les résultats obtenus et permet de se prononcer sur la capacité d'épuration de la station pilote de l'E.I.E.R.

Malgré quelques difficultés, nous nous sommes attelés pour vous présenter ce travail qui, loin d'être parfait, contribuera à la compréhension générale du fonctionnement de la station de l'E.I.E.R.

Quelque soit le jugement que vous porteriez sur ce travail, sachez qu'il n'est pas un chef d'oeuvre qui cerne tous les problèmes afférents à une épuration des eaux usées domestiques dans sa globalité.

INTRODUCTION

L'Afrique en général et le Sahel en particulier, connaît depuis quelques décennies les effets néfastes de la sécheresse. L'un de ces effets et non le moindre, est le problème crucial d'eau qui se traduit par sa rareté et très souvent sa pollution.

"L'eau, c'est la vie" a-t-on l'habitude de dire, donc indispensable. Mais l'eau constitue aussi un élément dangereux de par son caractère de vecteur de maladies. Pour endiguer ce phénomène, il s'avère nécessaire voire indispensable de vulgariser les techniques visant à préserver la santé des populations.

La progression du niveau de vie des populations engendre l'accroissement des consommations d'eau qui a pour conséquence une production d'eaux usées qu'il convient d'éliminer sans nuisances. Alors un programme d'assainissement viable avec des unités de traitement des eaux usées domestiques s'impose là où on trouve des habitations regroupées.

Ainsi, dans le cadre d'une étude sur les techniques alternatives d'épuration des eaux usées, l'Ecole Inter-Etats d'Ingénieurs de l'Equipement Rural (E.I.E.R.) et le Centre Régional pour l'Eau Potable et l'Assainissement à faible coût (CREPA) - Ouagadougou - Burkina Faso avec l'appui de la Coopération suisse à travers l'Ecole Polytechnique Fédérale de Lausanne (EPFL) ont recherché celles qui pourraient répondre le mieux aux problèmes spécifiques des populations en milieu soudano-sahélien. Il est apparu que la technique du lagunage naturel (de préférence) est la mieux adaptée au contexte sahélien. Une station pilote d'épuration des eaux usées est construite à l'E.I.E.R. pour étudier deux systèmes de traitement: par lagunage et par lit bactérien.

Le lagunage est un procédé d'épuration biologique des eaux usées par un écoulement lent de ces eaux dans un ou plusieurs bassins à l'air libre ou prolifèrent bactéries, algues et autres micro-organismes, vivant au détriment des matières organiques contenues dans l'eau. En même temps les abondances des micro-organismes pathogènes sont réduites par suite du temps de séjour plus ou moins long de l'eau dans les bassins.

Système rustique et extensif se développant sous l'influence des rayons solaires et de l'air donc, l'épuration naturelle exige au départ un climat à ensoleillement suffisant, des superficies de terrain relativement étendues, une qualité du sol assurant l'imperméabilité pour empêcher la pollution des nappes sous-jacentes.

La technique présente des avantages bien connus:

- souplesse de fonctionnement vis à vis des variations des charges
- simplicité et économie de fonctionnement
- efficacité de la désinfection en germes témoins et de la réduction de pollution organique
- coûts d'investissement par équivalent habitant épuré, d'exploitation et de fonctionnement bas
- possibilité de récirculation des eaux épurées.

Les inconvénients qu'on peut énumérer sont:

- emprise au sol
- dépendance des performances vis à vis du climat
- rendement faible en ce qui concerne les matières en suspension

Si l'efficacité d'épuration des eaux usées par lagunage naturel est appréciée à l'aide des bactéries indicatrices de contamination fécale, toutefois elle est moins connue envers les germes pathogènes.

Dans le cas de la station de l'E.I.E.R., les études ont été globalement menées sur les paramètres physico-chimiques et biologiques définissant la pollution.

Le présent travail consiste en la recherche et au dénombrement des:

- germes test de contamination fécale: coliformes et streptocoques fécaux,
- germes pathogènes: salmonelles,
- parasites: oeufs d'helminthes,

dans les effluents de la station d'épuration des eaux usées de l'E.I.E.R.

Aussi l'approche serait:

- de suivre les oeufs d'helminthes à l'entrée et à la sortie du décanteur primaire.
- de suivre le comportement des bassins de lagunage vis à vis des paramètres comme le potentiel d'hydrogène, la température, l'oxygène dissous et leur impact sur les salmonelles.
- d'établir une relation entre les bactéries test de contamination fécale et les bactéries pathogènes.

Chapitre I: PRESENTATION DE LA STATION DE L'E.I.E.R

I. PRESENTATION DE LA STATION DE L'E.I.E.R

I.1. Origine des eaux usées

Les Eaux usées de la station proviennent des installations de l'E.I.E.R à savoir les logements des étudiants et le restaurant et, des locaux du Comité Interafricain d'Etudes Hydrauliques (C.I.E.H) dans une proportion moindre.

Le réseau des effluents est de type séparatif.Les eaux usées provenant du laboratoire du Génie Sanitaire ne sont pas épurées par la station à cause de sa toxicité: elles sont recueillies dans le réseau d'eaux pluviales.

Le volume moyen journalier d'eaux usées arrivant à la station est de 40m3 environ.

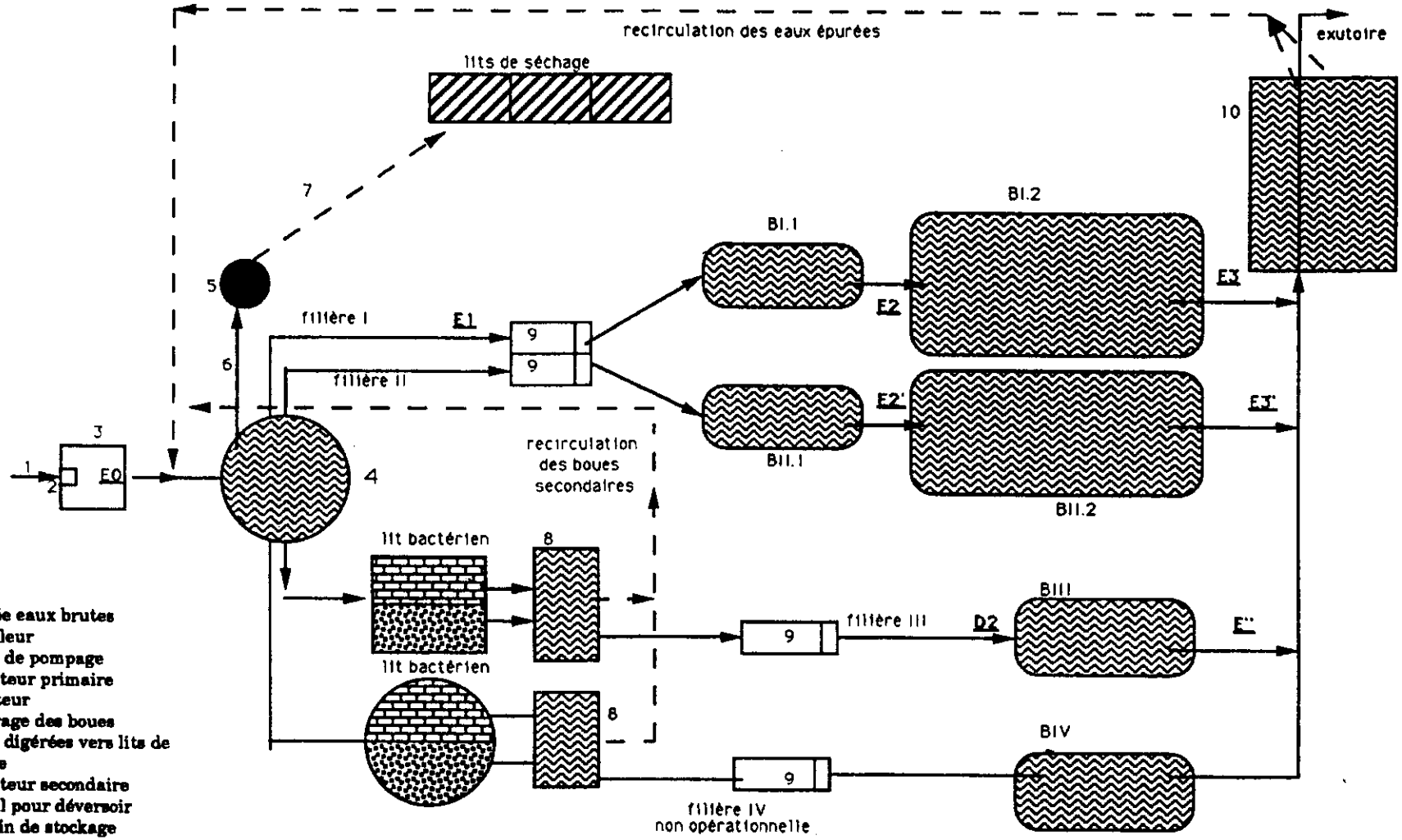
I.2. Description de la station

La figure 1 montre le schéma général de la station expérimentale de l'E.I.E.R qui se compose de:

* un dégrilleur;
* une mini station de pompage;
* un décanteur primaire;
* deux filières de lagunes naturelles;
* deux filières comprenant chacune un lit bactérien, un décanteur secondaire et un bassin de maturation;
* une bâche de stockage;
* un digesteur.

- Placé à l'entrée de la bâche de pompage, le dégrilleur, manuel amovible, est constitué d'une grille dont les mailles ont une largeur d'environ 1.5cm. Premier ouvrage tampon, la bâche est équipée de deux pompes centrifuges identiques immergées fonctionnant alternativement pendant 6 à 8 heures par jour avec un débit moyen de 6.4 m3/h. Par rapport au sol les dimensions de la bâche sont: l=1.20 m
L=1.60 m
H=2.60 m

DESCRIPTION DU DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL PILOTE DE L'EIER



1: arrivée eaux brutes
2: dégrilleur
3: bâche de pompage
4: décanteur primaire
5: digesteur
6: soutirage des boues
7: boues digérées vers lits de séchage
8: décanteur secondaire
9: chenal pour déversoir
10: bassin de stockage
Ii: point de prélèvement n°i

garnissage: brique en latérite cuite

garnissage:quartz

eau

BIj : bassin n°j de la filière I
BIIk: bassin n°k de la filière II
BIII : bassin de maturation de la filière III

Fig. 1 : Shéma de la station pilote de l'EIER.

- Les eaux usées sont refoulées de la bâche vers un décanteur primaire cylindro-conique à flux vertical de 3.3 m de haut sur 2.5m de diamètre. Piégées dans la partie conique de l'ouvrage, les boues sont acheminées vers un épaississeur-digesteur après soutirage par siphonnage. Les boues digérées sont, par la suite, déshydratées sur des lits de séchage de 34.8m^2 avant épandage éventuel pour l'utilisation en agriculture.

- Les eaux décantées se répartissent entre les 4 filières: 2 à lagunes et 2 à lits bactériens.

* La filière I du lagunage facultatif comprend 2 bassins de forme quelconque. Les berges des bassins sont en latérite-ciment et ont une pente de 45°

* La filière II comprend aussi 2 bassins de forme quelconque dont les berges sont couvertes de bâche en polyéthylène noire.

* La filière III comprend en amont du lit bactérien de forme rectangulaire scindé en deux compartiments contenant respectivement des briques en latérite et des graviers en quartz. La répartition du débit sur le lit bactérien s'effectue à l'aide d'un auguet basculant. En aval de la filière se trouve un bassin de maturation. Le décanteur secondaire aménagé a pour rôle de piéger les boues d'autocurage du lit bactérien.

* La filière IV comprend aussi un lit bactérien de forme circulaire dont les garnitures sont en quartz et en latérite. Le répartiteur des eaux est un sprinkler. Après une décantation secondaire, les eaux sont ensuite acheminées vers un bassin de maturation de mêmes dimensions que celui de la filière III.

TABLEAU 1: Description des bassins de la station

Bassin	Profondeur (m)	Superficie (m^2)	Volume (m^3)
BI.1	1.22	62	76
BI.2	1.07	340	364
BII.1	1.30	67	87
BII.2	0.85	300	255
BIII	0.75	174	131

Chapitre II: RECHERCHE BIBLIOGRAPHIQUE

II. RECHERCHE BIBLIOGRAPHIQUE

II.1. Lagunage

Une lagune n'est rien d'autre qu'une succession de bassins de faible profondeur, excavés dans le sol, où l'effluent séjourne dans l'attente d'une épuration par les processus naturels. Cette épuration peut se traduire par:

- la dégradation de la matière organique,
- l'abattement des bactéries indicatrices de pollution fécale,
- la réduction voire l'élimination des germes pathogènes et des parasites,

etc...

Simple et moins onéreux, le lagunage est considéré de nos jours comme l'un des procédés d'épuration naturelle les plus fiables [6]. Ainsi, cette technique a été vulgarisée à travers le monde.

Comme défini, le lagunage comporte des bassins qui n'ont pas les mêmes caractéristiques de fonctionnement. De nombreuses études ont été faites sur les bassins et leurs processus d'épuration par Gloyna [10]. On distingue:

II.1.1. Bassins anaérobies

Ce sont des bassins de 3 à 4 mètres de profondeur colonisés par les bactéries anaérobies. Ces bassins sont davantage utilisés pour le traitement des eaux usées concentrées (DBO5 > 300mg/l) et pour une eau contenant une forte concentration de matières en suspension [18]. La dégradation de la matière organique aboutit à la libération des gaz tels que le méthane (CH4) et le dioxyde de carbone (CO_2).

II.1.2. Bassins aérobies

D'une profondeur d'environ 1m ces types de bassins sont aérés soit naturellement soit artificiellement. L'aération artificielle se fait soit par diffuseur soit par agitation mécanique. La dégradation de la matière organique s'accompagne de consommation d'oxygène. Pour un "raffinage" des eaux traitées, ces bassins peuvent être utilisés comme bassins de maturation.

II.1.3. Bassins facultatifs

De 2 mètres de profondeur, ils comportent 2 zones distinctes qui coexistent verticalement:

- l'une supérieure qui est aérobie, créée et maintenue par le processus photosynthétique,
- l'autre inférieure est anaérobie du fait des processus de dégradation de la matière organique.

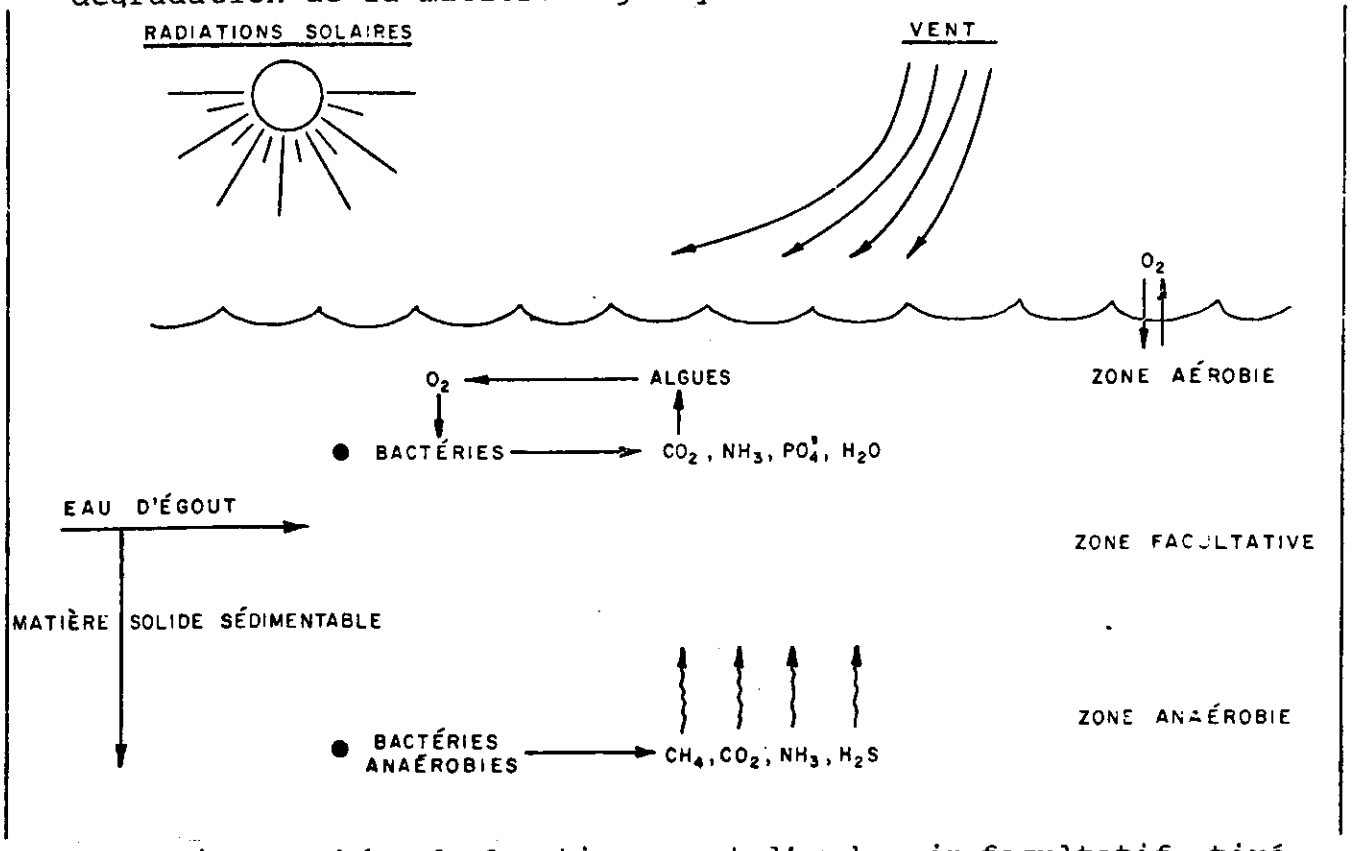


Fig 2: Schéma de fonctionnement d'un bassin facultatif, tiré de [18]

Dans les eaux usées brutes, les dénombrements font classiquement état de concentrations comprises entre 10^6 et 10^8 coliformes fécaux par 100ml. Un dispositif classique de traitement des eaux usées éliminant 99% des germes conduit à un rejet contenant encore de 10^4 à 10^6 germes par 100ml, ce qui est très éloigné des valeurs souhaitées qui sont inférieures à 1000 pour 100ml avec une moyenne de 100 germes par 100ml [5]. Malheureusement, la recherche des germes indicateurs n'est pas suffisante en elle même. Leur présence dans l'eau implique seulement la possibilité d'y trouver des germes pathogènes. En s'intéressant uniquement aux indicateurs de pollution fécale, on court de grands risques: risques épidémiologiques par exemple.

Les études relatives au comportement des bassins vis à vis des germes pathogènes comme les salmonelles ont été menées.

La parasitologie étant un problème réel dans les pays en voie de développement et que notre étude porte sur le comportement des bassins de lagunage sous son aspect sanitaire, nous nous sommes intéressés aussi à la recherche des parasites tels que les oeufs d'helminthes. Des études ont été faites dans ce sens. En eau d'entrée, le nombre d'oeufs d'helminthes devrait permettre de connaître le niveau d'infestation de la pollution humaine et animale d'après Feachem et al. [14]; en eau épurée, il permet d'apprécier les risques sanitaires pour l'homme et le bétail liés à l'utilisation de cette eau selon Feliciano cité par Stien [17].

II.2. Facteurs physico-chimiques

Dispositif très intégré, le lagunage se trouve dépendre, plus que tout autre, de l'ensemble des conditions environnementales:

- géologiques et pédologiques
- climatiques
- fonciers
- sensibilité saisonnière du milieu récepteur.

Le pouvoir auto-épurateur des milieux aquatiques est connu de longue date mais les premières appréciations sur le rôle et l'importance des facteurs environnementaux intervenant dans l'auto-épuration n'ont été apportées qu'il y a quelques décennies. Plusieurs auteurs, entre autres Baleux et Troussellier [3] ont eu à faire des études dans ce sens.

II.2.1. Influence du PH

Le PH influence fortement les réactions de dégradation de la matière organique ainsi que l'élimination des germes pathogènes. Il augmente avec l'activité photosynthétique qui provoque une forte demande en CO_2 [11, 18]. Dans les environnements aquatiques les bactéries ont leur plage de PH pour se développer.

D'après Pelzcar et Coll. 1979, les bactéries peuvent se développer dans une gamme de PH comprise entre 6.5 et 8.5 - entre 5 et 9 selon Bachoffen cités par Bahlaoui [2]. Leur optimum de croissance se situe entre 6.5 et 7.5 d'après Mezrioui [3].

II.2.2. Influence de la température

La température est un paramètre qui joue un rôle fondamental sur le comportement et le rendement épuratoire des lagunes même si son appréciation est difficile à cause du nombre de facteurs qui peuvent interférer.

Dans la littérature, il est généralement admis que la température a un effet accélérateur sur l'inactivation bactérienne, Mc Feters et coll. 1974; Mitchell et Starzyk 1975 cités par Bahlaoui [2]. Une augmentation de température se traduit par une augmentation du pouvoir épurateur lorsque le milieu biologique s'y prête. Au delà de la limite supérieure de 37°C environ, l'activité bactérienne, donc la demande en oxygène, augmente suite à la diminution de la concentration algale.

II.2.3. Influence de l'oxygène dissous

La teneur en oxygène est un facteur limitant les processus de minéralisation de la matière organique. Concernant les coliformes, Calkins et Moeller [4] affirment que ces germes, à raison du fait qu'ils sont des organismes aérobies et facultativement anaérobies préfèrent les conditions extrêmes - abondance ou pauvreté en oxygène dissous. C'est un paramètre qui est essentiellement lié à l'activité photosynthétique.

Chapitre III: MATERIELS ET METHODES

III. MATERIELS ET METHODES

III.1. Echantillonnage

Les échantillons ont été prélevés dans des flacons en polyéthylène et transportés immédiatement au laboratoire pour analyses; le site est à 100m du laboratoire.

Les points de prélèvements sont E_0, E_1, E_2, E_3 et D_2. (Voir fig.1.)

L'échantillonnage constitue la phase déterminante d'une expérience. Il a certainement une influence sur les résultats d'analyse et les calculs des charges polluantes. Les analyses n'ont de valeur que si l'échantillon est vraiment représentatif des conditions ou de la qualité existant réellement dans la pratique.

Ainsi nous avons suivi deux méthodes de prélèvement: en continu et ponctuels

- les prélèvements en continu permettent d'obtenir des échantillons composites afin d'apprécier la représentativité des échantillons ponctuels.
- les prélèvements ponctuels servent à choisir une heure de prélèvements qui nous donne un échantillon représentatif de l'échantillon journalier. D'après les travaux de Guène [11] et Roduit [12], ces heures sont les suivantes: 7-11-15-16 et 19 heures.

Nos prélèvements sont effectués le matin à 7 heures.

Le rythme de prélèvement a été de 3 jours par semaine:

- les prélèvements pour la bactériologie se font 2 fois par semaine
- les prélèvements pour la parasitologie ont lieu une fois par semaine.

III.2. Débit et temps de séjour

III.2.1. Débit

Le débit moyen d'eaux usées arrivant sur la filière I est de 25 m^3/jour. Les débits sont déterminés à partir du débit spécifique des pompes et de leur temps de fonctionnement, relevés quotidiennement sur le tableau de commande. La détermination du débit spécifique est effectuée à l'entrée du premier bassin de la filière I. Connaissant le volume recueilli pendant un temps donné et connaissant le temps de fonctionnement journalier des pompes, on calcule le débit.

III.2.2. Temps de séjour

La distribution des temps de séjour est obtenue par injonction du chlorure de lithium. Une masse M du traceur est injectée de façon instantanée à l'entrée du bassin. Ensuite il est procédé à des prélèvements ponctuels toutes les 24 heures. Les échantillons sont filtrés avant le dosage avec spectrophotomètre à flamme type JENWAY PFP7. Les prélèvements sont effectués pendant un temps double du temps de séjour [18]. On quantifie le lithium et les concentrations C_0 et C respectivement à l'entrée et à la sortie du bassin sont exprimées en mgLi/l.

Les courbes de distribution des temps de séjour se présentent ainsi

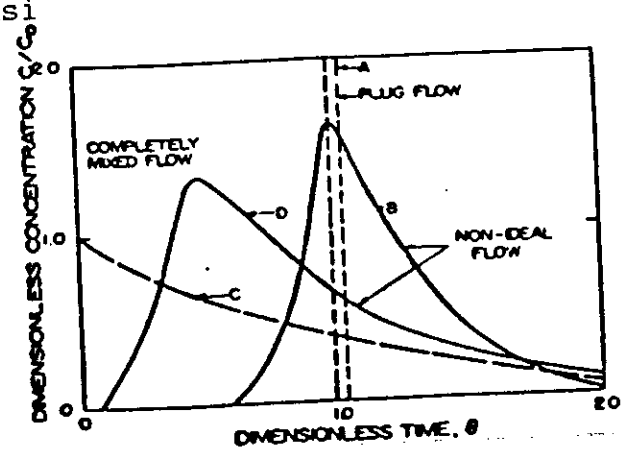


Fig3: Courbes de distribution des temps de séjour, tiré de [12]

- la courbe A caractérise un écoulement en piston pour lequel les particules ont un temps de séjour identique;

- les courbes B et D caractérisent des écoulements intermédiaires non idéaux, du type de ceux obtenus expérimentalement;

- la courbe C caractérise un écoulement à mélange intégral, soit un bassin homogène;

- les courbes A et C sont évidemment des courbes purement théoriques.

Le temps de séjour moyen réel est donné par:

$$\boxed{t_m = \theta_m \times t_{théo}} \quad \text{avec} \quad \theta_m = \frac{\int_0^{\theta_0} \frac{C}{C_0} \theta \, d\theta}{\int_0^{\theta_0} \frac{C}{C_0} \, d\theta}$$

et le volume des zones mortes est donné en valeurs relatives par:

$$\boxed{V = 100 \times (1 - \theta_m)}$$

V = Volume mort

θ_m = temps de séjour moyen réduit

θ = temps de séjour réduit

θ_o = temps de prélèvement, fixé à 2 fois le temps de séjour théorique

$t_{théo}$ = temps de séjour théorique

t_m = temps de séjour moyen réel

C_o = concentration du lithium à l'entrée du bassin

C = concentration du lithium à la sortie du bassin

III.3. Paramètres physico-chimiques

III.3.1. Le potentiel d'hydrogène (PH)

Le potentiel d'hydrogène est un paramètre chimique qui caractérise l'acidité ou la basicité du milieu. Le PH est exprimé par le cologarithme décimal de la concentration en ions H^+: $PH = - \log H^+$. Intervenant presque dans tous les processus métaboliques qui conditionnent l'évolution d'un être vivant, sa connaissance dans la survie des oeufs d'helminthes, par exemple, est d'une importance capitale.

La mesure du PH est faite in situ avec le PHmètre du type MERCK PH 85T. Avant les manipulations l'appareil est étalonné avec des solutions tampons PH = 7 et PH = 4.

III.3.2. La température

Dans un milieu liquide, la température intervient dans toutes les réactions chimiques. Son influence se fait sentir surtout dans la cinétique de l'épuration: plus la température est élevée, plus la dégradation de la matière organique contenue dans une eau usée se fait rapidement.

La mesure de la température a été faite in situ avec un oxymètre de type WTW OXI 96.

III.3.3. L'oxygène dissous

La teneur en oxygène dissous a un impact sur le rendement épuratoire d'un bassin. Dans les conditions anaérobies on admet un rendement d'épuration de 40 à 60% tandis qu'en aérobiose cette valeur est de 60 à 80% [18].

La présence d'oxygène dissous dans l'eau favorise la croissance d'organismes aérobies ou facultatifs. L'apport d'oxygène peut avoir diverses origines:

- échanges gazeux au niveau de la surface de la lagune qui sont favorisés, par exemple, par le vent
- production d'oxygène par photosynthèse.

La mesure in situ de l'oxygène dissous est faite avec un oxymètre WTW OXI 96.

III.3.4. La demande biologique en oxygène en 5 jours (DBO5)

La demande biologique en oxygène est la quantité d'oxygène nécessaire aux micro-organismes pour assurer la destruction des matières organiques en aérobiose contenues dans l'eau. Par convention, la DBO5 est la valeur obtenue après 5 jours d'incubation à 20°C [18].

La mesure de la DBO est faite selon la méthode manométrique basée sur le principe du respiromètre de HACH. L'appareil utilisé est de type HACH MODEL 2173B BOD, placé dans un réfrigérateur maintenu à 20°C qui enregistre la consommation d'oxygène correspondant à la diminution de la pression en oxygène dans le flacon. Voir ANNEXE 1.

III.4. Paramètres bactériologiques

Nous nous sommes intéressés aux bactéries indicatrices de contamination fécale et germes pathogènes tels que les salmonelles. Hormis ces germes, on a procédé à la recherche des parasites tels que les oeufs d'helminthes.

III.4.1. Les Coliformes thermotolérants

Le dénombrement des coliformes thermotolérants sert à juger du degré de pollution bactériologique par contamination fécale d'un effluent provenant d'une lagune. Par 100ml d'eaux usées brutes on peut trouver de 10^6 à 10^8 coliformes [5].

Les coliformes sont des organismes en bâtonnets non sporogènes à coloration gram(-), aérobies ou facultativement anaérobies ne possédant pas d'oxydase et fermentant le lactose avec production d'aldéhyde en 48 heures à 37±1°C.

Le milieu de culture retenu pour l'isolation des coliformes thermotolérants est la gélose lactée au TTC (Tryphényl Tétrazolium Chloride) et Tergitol 7.

Dans une boite de pétri contenant le milieu de culture, on étale 0.1ml d'échantillon d'eau à analyser et/ou de ses dilutions successives en eau distillée stérile.

Après 24 heures d'incubation à 44±0.5°C, sont dénombrés comme coliformes thermotolérants les colonies jaunes ou orangées avec halos jaunes.

III.4.2. Les Streptocoques fécaux

Indicateurs sûrs et très sensibles [5] tout comme les coliformes, les streptocoques sont des cocci gram(+) groupées en chaînettes plus ou moins longues, aéro-anaérobies facultatives. Ils sont peu exigeants pour leur croissance. Le milieu de culture retenu est celui dit de Slanetz et Bartley agar. L'étalement en surface est la méthode utilisée.

Après 48h d'incubation à 37°C, sont dénombrés comme streptocoques fécaux toutes les colonies rouges violacées ou marronnes avec ou sans auréoles blanches.

La recherche, l'identification et le dénombrement des indicateurs de pollution fécale sont généralement possibles par 4 méthodes:

- incorporation en gélose
- étalement en surface de gélose
- membrane filtrante.
- méthode de tubes multiples utilisée surtout pour la quantification.

Pour les coliformes et les streptocoques, le nombre de bactéries par 100ml est calculé par:

$$N_{bactéries}/100ml = \frac{n \times 100}{V \times 10^{-x}}$$

avec n = Nombre de germes comptés

V = volume d'essai en ml

10^{-x} = facteur de dilution

Pour le protocole expérimental détaillé de la recherche des coliformes et streptocoques, voire ANNEXE 2

III.4.3. Les Salmonelles

Les salmonelles sont des bacilles gram(-) non sporulés, appartenant à la famille des Enterobacteriacae. Elles mesurent 0.7 à 1.5 x 1.5 à 5 μm et sont mobiles par ciliature péritriche à l'exception de salmonella gallinarum.

Le milieu d'enrichissement retenu est le bouillon Sélénite F modifié dont la composition est la suivante [3]: bouillon sélénite F, Novobiocine (45mg/l), Pril (200mg/l), PH = 7.

L'incubation se fait à 43°C au bain marie pendant 24 heures.

Le milieu d'isolement choisi, la gélose S.S, doit permettre de par sa composition, d'inhiber la flore secondaire et favoriser le développement de salmonelles. L'incubation de la gélose S.S se fait à 37°C pendant 48h.

Les colonies retenues sont transparentes à centre noir. L'identification des salmonelles passe par la recherche simultanée de plusieurs tests enzymatiques au moyen de la méthode standardisée APIZ (API Sytem). Après élimination des colonies n'appartenant pas au genre salmonella, on peut passer au sérotypage.

- **Dénombrement sur membrane filtrante**

La filtration est faite 3 fois successives sur les membranes de cellulose 12µm, 5µm et 0.45µm. Après filtration, les membranes sont introduites dans des flacons contenant le bouillon sélénite F modifié et l'ensemble est incubé à 43°C au bain marie pendant 24h.

Après l'enrichissement, on isole les salmonelles à partir de la gélose S.S qui est incubée à 37°C pendant 48h. L'enrichissement à partir de la gélose se fait par étalement avec dilution afin d'avoir des colonies caractéristiques bien isolées.

La quantification des salmonelles est basée sur la méthode du Nombre le Plus Probable (NPP) qui consiste à dénombrer indirectement par calcul statistique après répartition de l'inoculum dans un milieu de culture liquide. On homogénéise d'abord l'échantillon à analyser par agitation. Les volumes d'eau utilisés: 1000, 100, 10 et 1ml de l'échantillon. Ainsi, 3 séries de 3 tubes contenant le milieu d'enrichissement choisi ont été ensemencées avec des volumes d'eau, filtrés ou non, décroissant avec une progression géométrique de 10.

Le rapport volume du milieu d'enrichissement sur le volume d'eau de l'échantillon à analyser est de 10. Sont soumises à l'identification les colonies transparentes à centre noir qui se sont développées sur le milieu gélose S.S. La technique utilisée est la méthode standardisée APIZ (API system) qui est en fait basée sur la présomption.

Parmi les 3 séries des trois tubes ensemencées respectivement avec des volumes d'eau d'échantillon de 1000, 100, 10 et 1ml (3x1000; 3x100; 3x100, 3x1), la série de base retenue est celle où les trois tubes sont positifs et qui correspond au plus petit volume d'eau ensemencée; les 2 autres sont les 2 séries voisines dont tous les tubes ne sont pas positifs.
Ainsi à partir du nombre de tubes positifs dans chaque série (nombre caractéristique), le résultat du dénombrement est donné directement en se référant à une table statistique (J. C. de Man, 1975) qui permet d'indiquer la valeur statistiquement la plus probable et ses intervalles de confiance à 95 et 99% [2]. Voir ANNEXE 3

III.5. Parasitologie

Comme précédemment annoncé, la recherche des parasites au cours d'un cycle de traitement des eaux permet de fournir des informations sur l'efficacité de la station. En eau d'entrée, le nombre d'oeufs d'helminthes devrait permettre de connaître le niveau d'infestation de la pollution humaine et animale; en eau épurée, il permet d'apprécier les risques sanitaires pour l'homme et le bétail liés à l'utilisation de ces produits.

Les Ascaris sont des vers Nématodes de grande taille: les femelles mesurent 20 à 25cm de long sur 5 à 6mm de diamètre et les mâles de 15 à 17cm de long sur 2 à 4mm de diamètre. Les oeufs sont extrêmement résistants et lorsqu'ils sont éliminés, ils ne sont pas embryonnés.

La méthode de mise en évidence et de quantification retenue est celle de FAUST, recommandée pour la recherche des oeufs d'Ascaris entre autres. Cette méthode est basée sur la centrifugation. Pour cela on a:

- une centrifugeuse du type CHERMLE Z320 à vitesse variable
- de l'eau physiologique
- d'une solution de sulfate de zinc à 33%
- des pipettes Pasteur
- une cellule Mac Master
- un microscope

Avant le début des manipulations, on doit toujours vérifier la densité de l'eau physiologique qui est environ 1.18 supérieure à 1.13 qui est celle des oeufs d'ascaris.

La méthode de FAUST est consignée en ANNEXE 4.

Les prélèvements pour la parasitologie ont eu lieu à l'entrée et à la sortie du décanteur primaire soit, respectivement aux points E_0 et E_1

Chapitre IV: RESULTATS - INTERPRETATION

IV. RESULTATS - INTERPRETATION

IV.1. Débit et temps de séjour

Le débit escompté au début de l'étude est de 25m³/j sur la filière I soit approximativement 2/3 du débit de 40m³/j entrant dans la station. Le débit moyen retenu est de 22.5m³/j. Cette valeur avoisine celle trouvée par Roduit [12] qui est de 22m³/j. Guène [11] en son temps, a trouvé une valeur moyenne de 18m³/j sur la filière I. Aujourd'hui, c'est dans le but de diminuer le temps de séjour qu'on a augmenté le débit.

Faute de temps, nous n'avons pas pu suivre nous même les expériences de traçage. Néanmoins, ce travail a été récemment fait par Roduit et résumé dans le tableau suivant:

	Décembre			Janvier		
	$t_{théo}$ [jour]	t_m [jour]	Volume mort en [%]	$t_{théo}$ [jour]	t_m [jour]	Volume mort en [%]
BI.1	3.45	3.4	1			
BI.2	16.5	13.2	20	16.5	14.2	14

TABLEAU 2: Temps de séjour moyens des bassins, tiré de [12]

Roduit affirme, après observation des courbes de distribution des temps de séjour, avoir mis en évidence la présence de court-circuits spécialement dans le deuxième bassin, par l'apparition d'un important pic après moins d'un dixième du temps de séjour théorique.

IV.2. Paramètres physico-chimiques

Pour une bonne interprétation, nous avons jugé nécessaire de compléter nos résultats avec ceux obtenus par Mr KLUTSE.

IV.2.1. Le potentiel d'hydrogène (PH)

Les résultats des mesures sont en ANNEXE 5.

TABLEAU 3: Valeurs moyennes de PH

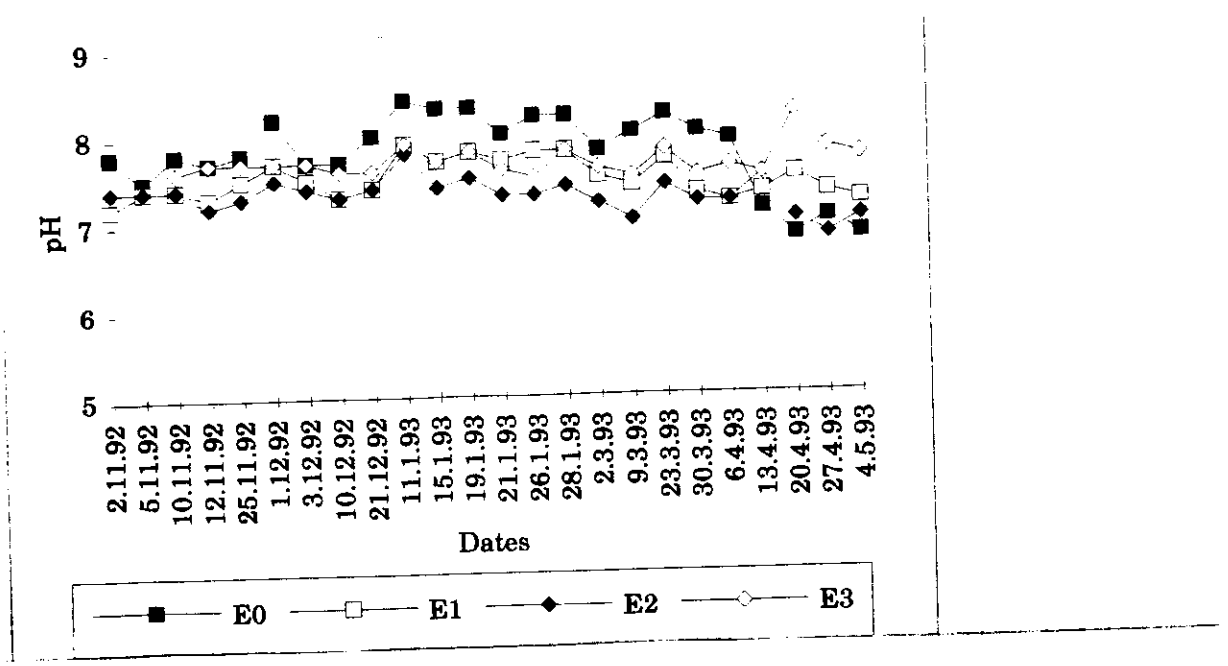
	E_o	E_1	E_2	E_3	D_2
Moyenne	7.8	7.5	7.3	7.7	7.3
Ecart-type	0.5	0.2	0.2	0.2	0.2

Les plus grandes valeurs de pH sont relevées au point E_o. Les différences entre les valeurs des autres points sont dans l'ensemble faibles.

Le pH des eaux du deuxième bassin est supérieur à celui du premier, ce qui peut s'expliquer par une activité photosynthétique plus importante [18]. Le bassin BI.2 fonctionne comme un facultatif; c'est pourquoi le pH ne dépasse pratiquement pas 8 comme le montre la figure 4.

Les eaux recueillies au point D2 (filière lit bactérien), ont leur pH légèrement inférieur à celui du point E_1 (sortie du décanteur primaire, filière I). Ceci peut s'expliquer par exemple, par le dégagement de certains gaz comme H_2S et CO_2 qui se produit au niveau du lit bactérien après putréfaction des microfilms se trouvant sur le garnissage.

Fig 4: Variations du pH de l'eau sur la filière lagune.



IV.2.2. La température

Les résultats des mesures sont en ANNEXE 6

TABLEAU 4: Valeurs moyennes de la température (°C)

	E_o	E_1	E_2	E_3	D_2
Moyenne	27.4	27.2	25.2	24.0	27.7
Ecart-type	2.6	2.8	3.4	3.7	1.5

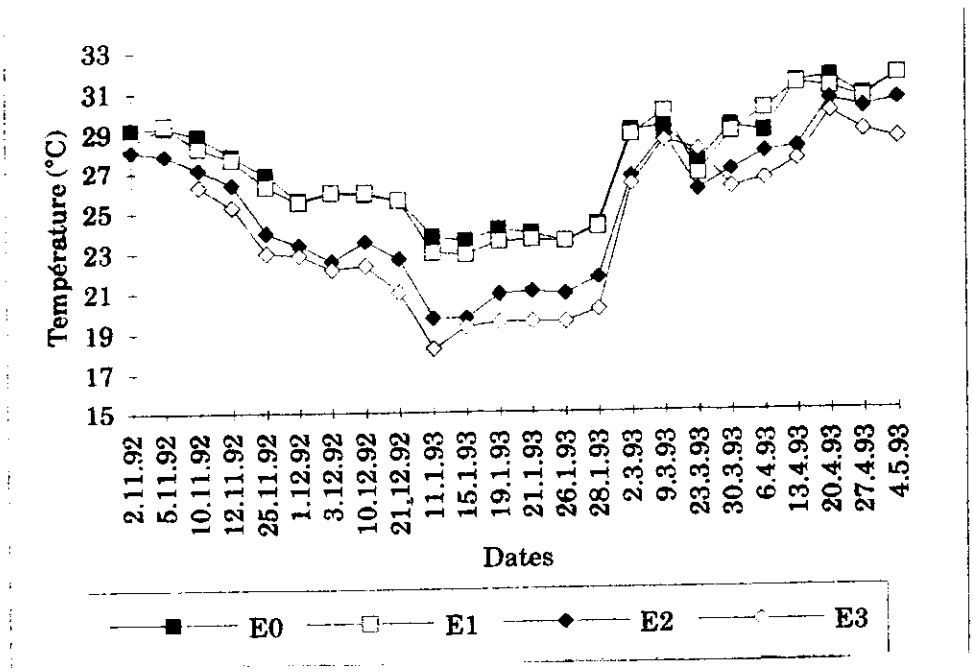
Les températures moyennes décroissent de l'amont vers l'aval sur la filière lagune. On constate la valeur relativement élevée dans le bassin BI.1 par rapport au BI.2. Cela peut s'expliquer par:

- la petitesse du volume de BI.1
- un brassage de la surface de l'eau accentué en BI.2. La remontée des boues à la surface de BI.1 ne favorise pas la baisse de température.
- une eau relativement chaude provenant du décanteur primaire.

La différence entre les valeurs de température en E_1 et D_2 peut être due au fait que les eaux de la filière III s'exposent plus au rayonnement solaire avant le point de prélèvement D_2; cela se produit au niveau du lit bactérien et du décanteur secondaire.

On remarque sur la figure 5 que les eaux prélevées aux points E_o et E_1 sont pratiquement à la même température. Il en est de même presque pour E_2 et E_3. Globalement on constate une baisse de température de Novembre à Février et une montée à partir du début Mars. Ceci peut s'expliquer par le fait qu'en Novembre - Février on est en période froide et à partir de Mars la saison commence à devenir chaude.

Fig 5: Variations de la température de l'eau sur la filière lagunaire



IV.2.3. L'oxygène dissous

Les résultats des mesures sont en ANNEXE 7

TABLEAU 5: Valeurs moyennes de l'oxygène dissous (mg/l)

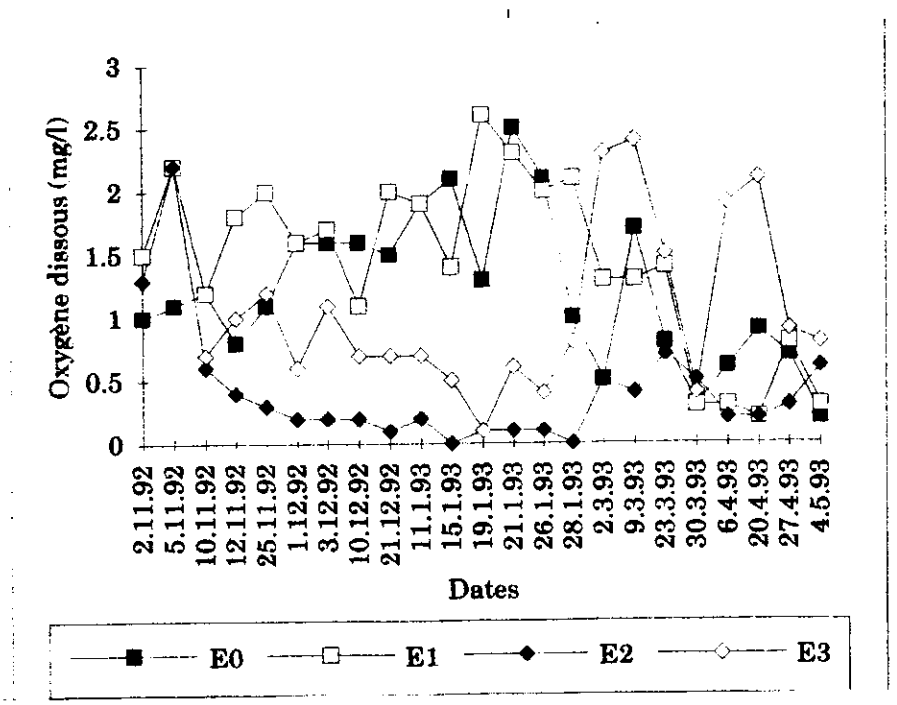
	E_o	E_1	E_2	E_3	D_2
Moyenne	1.2	1.4	0.4	1.0	1.9
Ecart-type	0.6	0.7	0.5	0.6	0.7

On constate en premier lieu une légère oxygénation des eaux suite à leur passage dans le décanteur primaire [12]. Ce phénomène s'explique par le fait, par exemple, qu'il y a eu échanges de surface. Il y a aussi eu une oxygénation sur le trajet E_o - D_2.

Le bassin BI.1 a fonctionné presque en anaérobiose, raison pour laquelle les valeurs de l'oxygène dissous y sont très faibles. Ces valeurs concordent avec les précédentes obtenues sur la station [11, 12, 18]. On a remarqué à partir de Février la formation d'une croûte algale à la surface de BI.1; ce qui empêche la diffusion de l'oxygène de l'air dans l'eau.

Les valeurs de l'oxygène dissous en BI.2 sont un peu plus élevées comme le montre la figure 6. Ceci peut s'expliquer par le fait que les charges y sont plus faibles et l'activité photosynthétique plus intense.

Fig 6: Variation de l'oxygène dissous sur la filière lagune



Remarque: Période de forte température, on a constaté une tendance à la diminution de l'oxygène dissous: Bon fonctionnement des bassins.

IV.2.4. La demande biologique en oxygène en 5jours (DBO5)

Les résultats des mesures sont consignés en ANNEXE 8

TABLEAU 6: Valeurs moyennes de la DBO5 (mg/l)

	E_o	E_1	E_2	E_3	D_2
Moyenne	547	430	320	113	120
Ecart-type	41	94	147	37	40

A vue d'oeil, les chiffres apparaissent logiques car diminuent de l'amont vers l'aval de la filière I. Les rendements diffèrent selon l'ouvrage:

- décanteur primaire: 21%
- Bassin BI.1 : 26%
- Bassin BI.2 : 65%

La filière III a un rendement moyen de 78% jusqu'au point D_2.

Les rendements des différents ouvrages ne sont pas très satisfaisants. Néanmoins, le décanteur primaire, même si son rôle n'est pas d'épurer vis à vis de la DBO5, y contribue légèrement à travers son rendement de 21%.

On remarque que BI.2 est plus efficient que BI.1. Cela peut s'expliquer par:

- la charge élevée en BI.1 plus qu'en BI.2: respectivement 1560 et 212Kg/ha.j de DBO5 pour BI.1 et BI.2.
- le temps plus long en BI.2 que disposent les bactéries pour dégrader la matière organique, donc épuration beaucoup plus complète: différence de temps de séjour.
- l'épuration est plus efficace en BI.2, qui est en aérobiose, qu'en BI.1 qui fonctionne en anaérobiose.

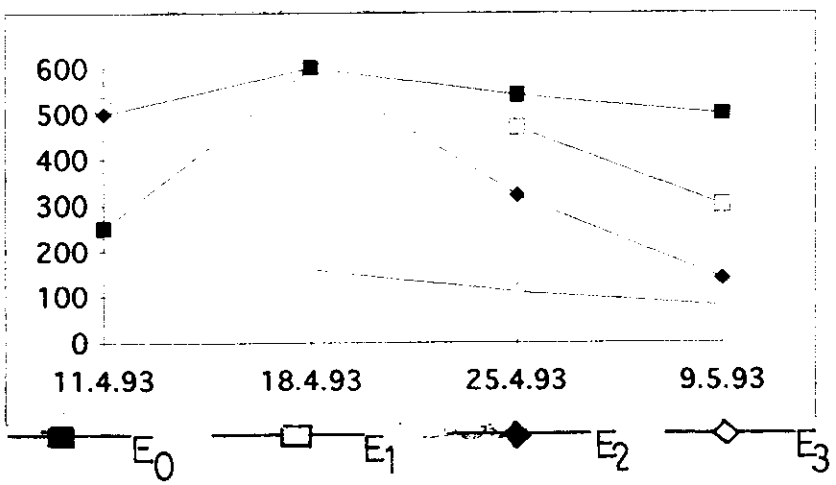
Les valeurs moyennes répertoriées dans le tableau 6 concordent légèrement, à ±10% près hormis le point E_2, avec celles trouvées par Roduit qui sont:

	E_0	E_1	E_2	E_3
Moyenne	495	480	250	111
Ecart-type	97	91	31	27

TABLEAU 7: Tiré de [12]

Le rendement global de la filière lagune est de 79%: satisfaisant. Les rendements trouvés par Guène et Roduit sont respectivement 83 et 77%.
Remarquons qu'en référence à la norme française qui fixe la concentration de l'effluent à 40mg/l de DBO5 le tableau a) de l'ANNEXE 8 nous permet de constater que 100% des rejets de la filière I sont supérieurs à 40mg/l. Heureusement que ces effluents ne sont pas directement rejetés ou réutilisés: au niveau du bassin de stockage les eaux très bien épurées de la filière III s'y ajoutent; pouvant diminuer ainsi la pollution.

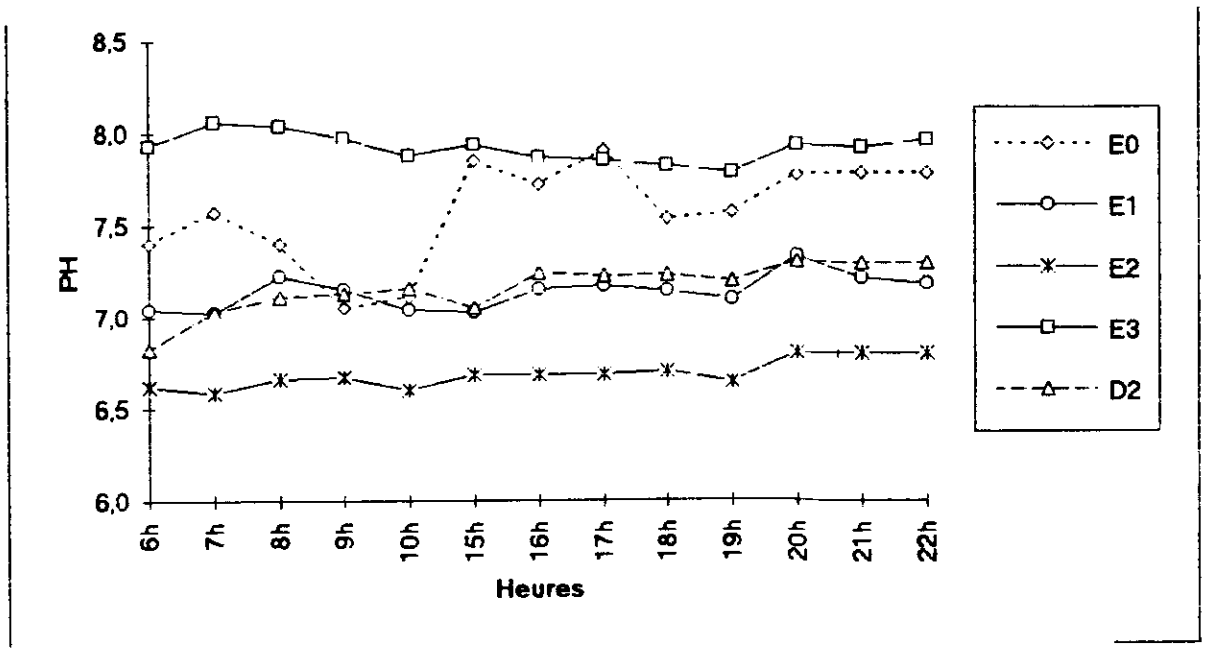
Fig 7: Evolution de la DBO5 sur la filière lagune.



IV.2.5. Suivi journalier de pH, de la température et de l'oxygène dissous

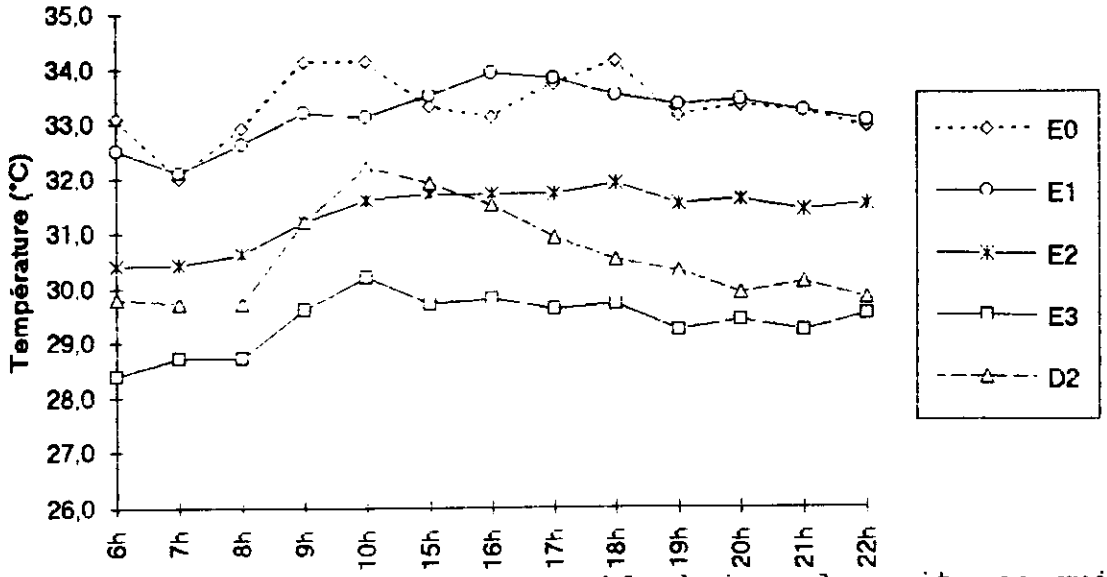
Les résultats des mesures sont en ANNEXE 9. Le commentaire porte sur le fonctionnement des bassins le jour et la nuit suivant l'évolution de ces différents paramètres.

Fig 8a: Variation de pH



Dans l'ensemble, pas de variation en moyenne entre le jour et la nuit. Cependant on constate une fluctuation en E_0. L'absorption de l'oxygène et le dégagement du dioxyde de carbone la nuit par les phytoplanctons devrait aboutir à la baisse de pH. On pourrait peut être observer une variation notable au delà des 22h, heure à laquelle nous avions arrêté les mesures.

Fig 8b: Variation de la température (°C)



La température dans l'ensemble baisse la nuit, ce qui est logique.

Les valeurs élevées en E_0 le matin (6h) peuvent être dues au fait que les eaux provenant des douches de l'internat et la cuisine sont relativement chaudes. Le cas du point E_1 est en fait lié au passage des eaux par le décanteur primaire.

Fig 8c: Variation de l'oxygène dissous (mg/l)

En moyenne les valeurs en E_0 et E_2 restent constantes. Cependant une légère augmentation s'observe en E_2, ce qui traduit une oxygénation naturelle la nuit; le premier bassin fonctionnant toujours en anaérobiose.

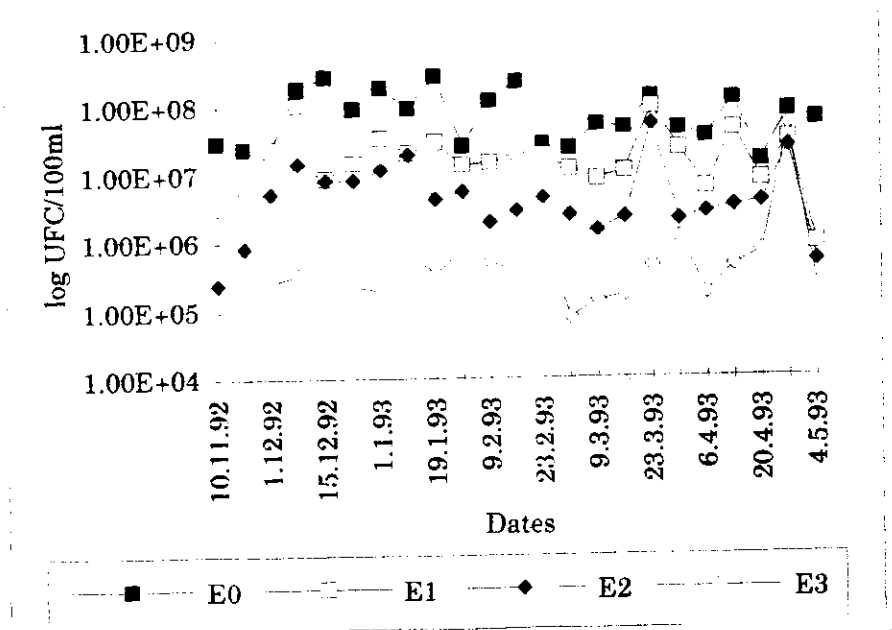
Les plus grandes valeurs sont relevées en E_3 le jour et les plus faibles la nuit. Ce phénomène traduit le bon fonctionnement du bassin BI.2: les phytoplanctons consomment suffisamment d'oxygène la nuit.

IV.3. Paramètres bactériologiques

Les résultats du dénombrement des germes indicateurs de pollution fécale sont en ANNEXE 10

IV.3.1. Coliformes thermotolérants

Fig 9: Abondance des coliformes thermotolérants sur la filière lagune



Sur la figure 9, on observe un abattement de l'ordre de 2 unités log. Cette observation se fait sentir surtout au niveau du point E_3 - sortie de BI.2 - dont la courbe se détache complètement des trois (3) autres. Il n'y a pas une grande variation en E_3.

Par contre, on remarque une forte fluctuation des valeurs au début de l'étude au niveau des points E_0, E_1 et E_2; cela peut s'expliquer par le fait que la station venait d'être mise en fonctionnement et qu'il y a eu nécessairement un temps d'adaptation.

Le tableau suivant récapitule les abattements moyens au niveau chaque ouvrage.

TABLEAU 8:

	Coliformes thermotolérants			
	Décanteur	BI.1	BI.2	Filière
Moyenne	0.6	0.6	1.1	2.3
Ecart-type	0.4	0.3	0.5	0.5

Guène [11] après avoir travaillé avec des temps de séjour respectifs de 4.6 et 16.3 jours pour BI.1 et BI.2 a obtenu des résultats portés au tableau 9.

TABLEAU 9:

	Décanteur	BI.1	BI.2	Filière
CF	1.5	1.3	1.9	4.7

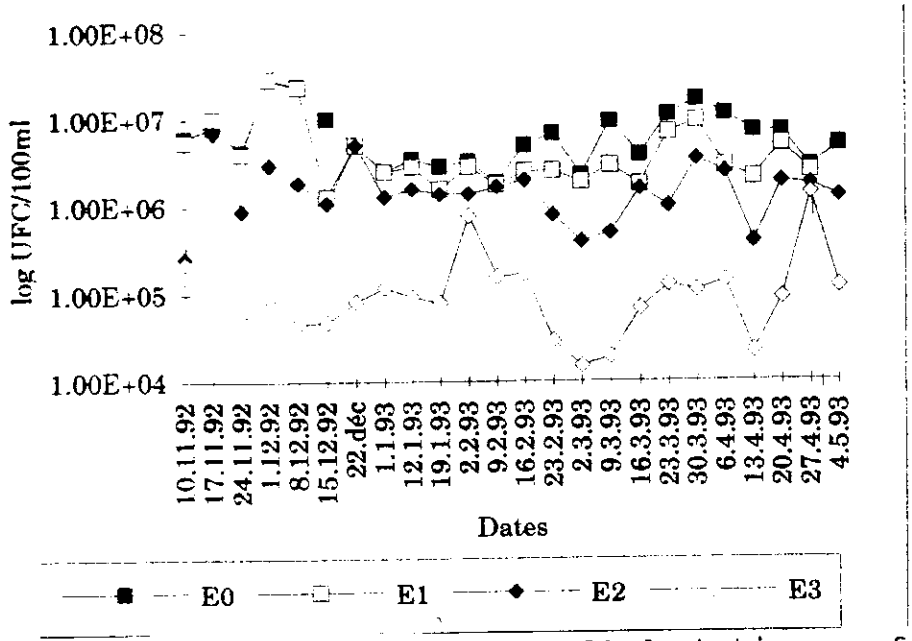
On constate que Guène a eu des abattements plus élevés. Cela peut s'expliquer par le fait qu'il a travaillé avec des temps de séjour plus élevés. Pendant cette étude on a eu comme temps de séjour 3.4 et 13.2 jours respectivement pour BI.1 et BI.2 donc, des valeurs inférieures à celles de Guène. On remarque alors que le temps de séjour joue un rôle fondamental dans le traitement bactériologique des eaux usées: plus le temps de séjour est élevé, mieux est l'épuration.

Avec un abattement de 2.3 ulog, le rendement est de l'ordre de 99.6%.

Toutefois la concentration moyenne à la sortie de BI.2 est de 4.510^5 ufc/100ml pour les coliformes fécaux, supérieure à la valeur de Guène qui est de 7.410^4 ufc/100ml.

IV.3.2. Streptocoques fécaux

Fig 10: Abondance des streptocoques fécaux sur la filière lagune



Le même phénomène de temps d'adaptation se fait remarquer au niveau des points E_0, E_1 et E_2. La disparité s'arrête en fin Décembre. Ensuite les trois (3) courbes se chevauchent avec des fluctuations. La courbe représentative du point E_3 fluctue légèrement du début jusqu'en fin Janvier avant de présenter de grands écarts entre les valeurs. Le décalage de la courbe E_3 explique le bon fonctionnement de BI.2 par rapport aux autres ouvrages vis à vis des streptocoques.

TABLEAU 10: Abattement moyen par rapport aux streptocoques fécaux

	Streptocoques fécaux			
	Décanteur	BI.1	BI.2	Filière
Moyenne	0.2	0.4	1.1	1.9
Ecart-type	0.2	0.4	0.5	0.6

Avec un abattement de 1.9 ulog, le rendement est d'environ 99%. Néanmoins la concentration moyenne à la sortie de BI.2 est de 1.810^5 ufc/100ml pour les streptocoques fécaux.

Tout compte fait, on remarque que comparées aux résultats obtenus par d'autres auteurs (voir recherche bibliographique), les performances de la station de l'E.I.E.R. sont bonnes.

Le rapport moyen coliformes thermotolérants/streptocoques au niveau des points de prélèvements est résumé dans le tableau suivant:

TABLEAU 11:

	E_o	E_1	E_2	E_3
CF	9.610^7	2.410^7	8.010^6	4.510^5
SF	7.810^6	5.610^6	1.810^6	1.810^5
CF/SF	12.3	4.3	4.4	2.5

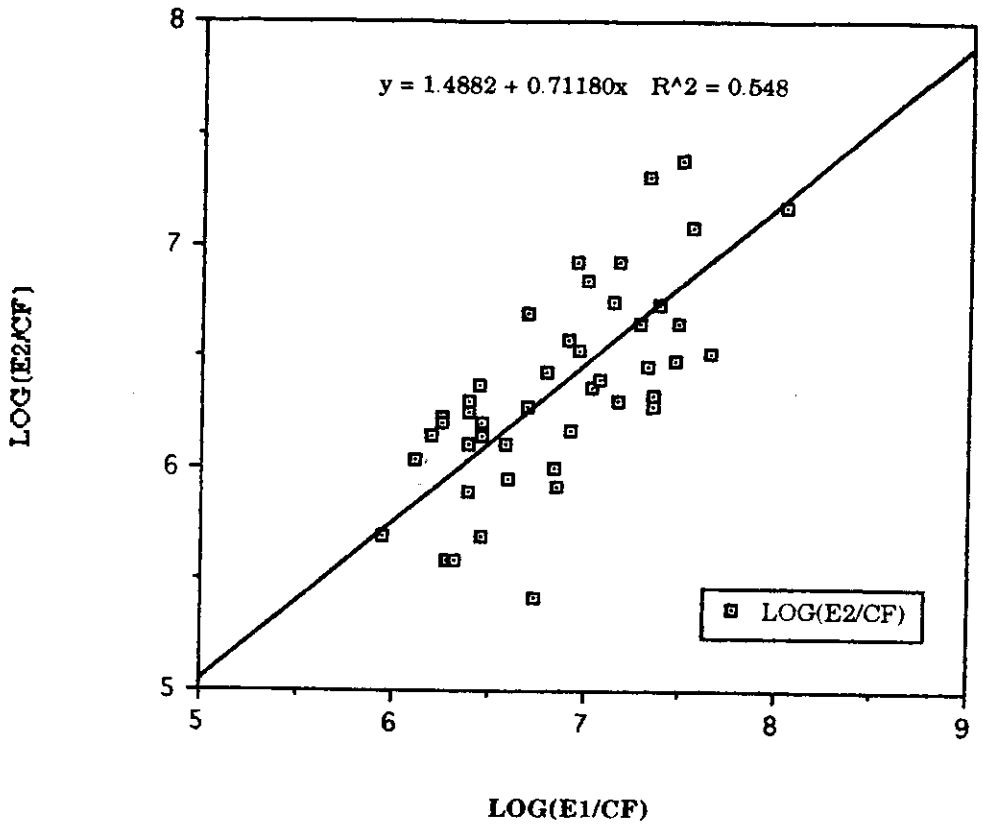
Ces différents rapports sont significatifs dans la mesure où ils pourraient, à l'avenir, permettre de rechercher seulement, par exemple, les coliformes thermotolérants pour en déduire les streptocoques. Les rapports CF/SF confirment aussi l'origine de ces germes qui est d'ailleurs connue.

* **Corrélation entre les abondances**

A partir de ces indicateurs de contamination fécale, nous avons essayé d'établir une corrélation entre les abondances. La méthode statistique utilisée est incorporée dans le logiciel Cricket Graph (Macintosh).

Ainsi on a obtenu la corrélation entre les abondances des coliformes à l'entrée et à la sortie de BI.1 par exemple (Voir quelques cas en ANNEXE 11)

fig. 11 : Corrélation entre les abondances des coliformes à l'entrée et à la sortie de BI1



Quelques résultats obtenus sont consignés dans des matrices de corrélation

ENTREE \ SORTIE		Décanteur		BI.1		BI.2	
		CF	SF	CF	SF	CF	SF
DI	CF	0.592				0.226	
	SF		0.566				0.05
BI.1	CF			0.548		0.230	
	SF				0.198		0.001
BI.2	CF					0.322	0.096
	SF						0.288

TABLEAU 12: Grande matrice

TABLEAU 13: Matrices isolées

ENTREE

a)

DI	CF	SF
CF	1	0.008
SF		1

b)

BI.1	CF	SF
CF	1	0.090
SF		1

c)

BI.2	CF	SF
CF	1	0.032
SF		1

SORTIE DE BI.2

d)

	CF	SF
CF	1	0.106
SF		1

- En observant la grande matrice on remarque:
  * une mauvaise corrélation entre les streptocoques à l'entrée et à la sortie de chaque ouvrage
  * une bonne corrélation entre les coliformes à l'entrée et à la sortie de chaque ouvrage. Mais au fur et à mesure que l'on va de l'amont vers l'aval, cette corrélation diminue. Cela peut s'expliquer par l'effet cumulé des paramètres influençant l'évolution de l'abondance des différents germes.

IV.3.3. Salmonelles

TABLEAU 14: Résultat de la détermination des salmonelles

	SALMONELLES (NPP/1)			
DATE	E_0	E_1	E_2	E_3
17.11.92	23			
24.11.92	< 3	4	9	21
15.12.92	9	< 3	4	4
22.12.92		4		< 3
05.01.93		4	< 3	< 3
30.03.93		2.1		1.5
06.04.93		20		9

En observant le tableau 14 comportant les salmonelles on remarque qu'on a plus de valeurs en E_1 et E_3 car, les deux points ont été, par ailleurs, retenus pour la suite de recherche de salmonelles.

En sortie de BI.2, les valeurs présentent des fluctuations. Cela est certainement lié à son faible niveau d'abondance en E_3.

Contrairement aux bactéries témoins de contamination fécale dont l'évolution temporelle est rythmée par les saisons, l'évolution des salmonelles en sortie du deuxième bassin est indépendante des facteurs saisonniers. Cette évolution est plutôt liée à la qualité de l'effluent (concentration en matière organique par exemple) et, non principalement influencée par les facteurs d'ordre climatique. En effet on a isolé les salmonelles en sortie de BI.2 en Novembre à un taux élevé. Cela peut s'expliquer par le fait que la performance des bassins n'est pas encore bonne à leur mise en eau; les élèves viennent d'arriver de différents horizons, sûrement contaminés.

Signalons qu'à l'heure actuelle il n'existe pas une méthode simple, facile et rapide qui permette de détecter les microorganismes pathogènes comme les salmonelles dans les environnements aquatiques. C'est pourquoi, on fait toujours recours aux milieux de pré-enrichissement et la nécessité d'utiliser des tests diagnostics de confirmation rend la tâche plus difficile. Le dénombrement d'un groupe de bactéries de mise en oeuvre facile dans un échantillon est significatif s'il permet de prédire le niveau de contamination en salmonelles dans ce même échantillon [2].

A ce stade nous n'avons pas pu mettre en évidence une éventuelle relation entre les bactéries témoins de contamination fécale et les salmonelles. Toutefois des auteurs ont travaillé dans ce sens et obtenu quelques résultats. En effet Alibou [3] affirme que dans 95.4% (283 valeurs) des échantillons d'eau contenant une concentration inférieure ou égale à 10^3 coliformes fécaux/100ml aucune salmonelle n'a été mise en évidence.

Par contre pour les échantillons d'eau présentant une concentration en coliformes fécaux supérieure à 10^5 cellules/100ml, la présence de salmonelles a été systématique avec une concentration statistiquement comprise entre 0.1 et 920 salmonelles par litre.

IV.4. Parasitologie

Durant notre étude sur la station nous avions eu à faire des observations microscopiques sur les échantillons d'eau prélevés à l'entrée et à la sortie du décanteur primaire en vue de rechercher les parasites. Notre choix s'est porté sur le décanteur primaire parce que de par son rôle fondamental de "piégeur" de boues, il peut assurer 50% d'épuration des eaux usées vis à vis des parasites [8].

Avec une durée de sédimentation de 2h, on a 100% d'élimination des oeufs dans l'eau, la vitesse de sédimentation des oeufs d'Ascaris étant de 0.65m/h d'après CRAM 1943 cité par Schwartzbrod [17].

Les résultats auxquels nous ~~sommes~~ avons aboutis, au cours de cette étude, ont montré que les eaux usées entrant à la station de l'E.I.E.R. ne contiennent pas des oeufs d'Ascaris. Deux hypothèses peuvent expliquer ce phénomène:

- les oeufs sont présents mais ils sont à la limite de détection par la méthode employée
- les oeufs sont réellement absents.

Par contre au niveau des bassins on a observé des larves de diptères (moustiques).

Néanmoins des études précédentes faites par Essouma [9] ont montré que les eaux usées arrivant à la station contiennent des oeufs d'helminthes. Il affirme avoir décelé la présence des oeufs et larves de Nématodes dans les eaux à l'entrée et à la sortie de la station de l'E.I.E.R. Sur une moyenne de 15 observations positives, il affirme avoir pu identifier 10 fois les oeufs d'ascaris.

Les résultats d'expériences montrent que la température préférentielle des oeufs d'ascaris rencontrés dans les eaux à l'entrée et à la sortie de la STEP est d'environ 28°C alors que le pH préférentiel tend vers 8.

Dans d'autres études éventuelles, on procédera à la comparaison des différentes méthodes:

- méthode de sédimentation,
- d'autres méthodes de flottaison,

en vue d'apprécier celles qui donnent les meilleurs résultats.

Signalons que nous avions eu au préalable à tester la méthode de FAUST avec des souches d'oeufs d'ascaris; nous avions obtenu des résultats intéressants.

Chapitre V: CONCLUSION

BIBLIOGRAPHIE

V. CONCLUSION

La présente étude est un maillon des travaux de recherche qu'effectue Mr KLUTSE sur l'épuration des eaux usées domestiques par lagunage en Afrique Sub-saharienne.

La présente étude visait donc à suivre:

- l'évolution spatio-temporelle des bactéries tests de contamination fécale: Coliformes et Streptocoques fécaux et germes pathogènes: salmonelles,
- les oeufs d'helminthes à l'entrée et à la sortie du décanteur primaire,
- le comportement des bassins de lagunage vis à vis des paramètres tels que le pH, la température et l'oxygène dissous, afin d'apprécier le fonctionnement global du lagunage dans le contexte spécifiquement sous-régional.

C'est à cette fin qu'une charge maximale a été amenée sur la filière I. Ainsi un débit moyen de 22.5m^3/j, auquel correspondent des charges organiques moyennes de 1560kg/ha.J sur BI.1 et de 210kg/ha.j sur BI.2, a été enregistré. On se retrouve avec des valeurs nettement supérieures aux résultats obtenus par Guène qui sont:

* de 389 à 417kg/ha.J pour BI.1
* de 15 à 17kg/ha.J pour BI.2

La valeur de 210kg/ha.j est de 1.4 fois supérieure à la limite maximale de 150kg/ha.J fixée pour BI.2 au début de l'étude.

Malgré l'augmentation de la charge, les rendements épuratoires sur la DBO5 sont bons car, la filière obtient un abattement global de 79% qui est comparable aux 83% obtenus par Guène.

Les résultats du suivi du comportement des bassins vis à vis de pH, de la température et de l'oxygène dissous sont satisfaisants et rejoignent ceux mentionnés au cours des études précédentes:

- la plage de pH est de 7-8 qui est favorable au développement de la flore bactérienne,

- la température des eaux des bassins évolue en fonction des saisons chaude ou froide,

- une forte anoxie dans le premier bassin due à une forte charge organique. Une légère tendance à la baisse de l'oxygène dissous se fait sentir la nuit jusqu'à 22h. Un suivi prolongé, au délà de 22h, nous permettrait de mieux apprécier.

L'analyse bactériologique a abouti à des résultats très intéressants:

- pour les coliformes thermotolérants, en moyenne on rentre avec $9,6.10^7$ ufc/100ml et on sort avec $4,5.10^5$ ufc/100ml. Le rendement est de l'ordre de 99,6% soit 2 à 3 ulog,

- pour les streptocoques, en moyenne on a: $7,8.10^6$ ufc/100ml à l'entrée et $1,8.10^5$ ufc/100ml à la sortie de la filière. Le rendement se situe autour de 99% soit 2 ulog.

Toutefois, les abattements des bactéries tests pour chaque ouvrage de la filière restent inférieurs à ceux enregistrés par Guène. De là nous constatons le rôle que joue le temps de séjour dans le cycle d'épuration des eaux usées: l'épuration est d'autant plus poussée que le temps de séjour est élevé.

L'abattement des salmonelles n'est pas concluant. La grande fluctuation des valeurs peut être due à la difficulté de leur mise en oeuvre. Il serait hasardeux ici de raisonner en chiffre pour comprendre le rendement. Il en est de même pour la relation salmonelles - bactéries test de contamination fécale.

Contrairement aux précédentes, la présente étude ne nous a pas permis d'observer des oeufs d'Ascaris. On a relevé la présence des larves des diptères dans les bassins.

Néanmoins quelques insuffisances et ouvertures s'imposent:

- le manque de temps ne nous a pas permis d'aborder d'autres points intéressants de cette recherche,

- on pouvait avoir d'autres résultats intéressants s'il n'y avait pas eu beaucoup d'utilisateurs pour certains appareils au même moment,

- on pourrait associer d'autres germes pathogènes (Shigelles) mais, la "lourdeur" des méthodes ne nous le permettait dans le cadre de ce travail,

- on pourrait associer d'autres méthode de flottaison et de sédimentation,

- on pourrait, à l'avenir, suivre le comportement des bassins vis à vis de pH, de la température et de l'oxygène dissous la nuit.

Tout ce travail viserait à éviter de créer d'autres nuisances en voulant épurer des eaux.

Les lagunes de la station d'épuration des eaux usées de l'E.I.E.R. fonctionnent bien, à voir les résultats obtenus.

Avec une amélioration des conditions de fonctionnement et un équipement adéquat pour les mesures et analyses, la STEP de l'E.I.E.R. peut être le point de départ, s'il ne l'est pas déjà, d'implantation des stations en zone sub-saharienne.

La fiabilité et les meilleures conditions de fonctionnement, notamment l'efficacité bactériologique, font du lagunage de l'E.I.E.R. un outil remarquable pour la protection des ressources naturelles en eau.

BIBLIOGRAPHIE

1. A.F.E.E. 1976
"Le Lagunage"

2. BAHLAOUI, M.A. 1990
"Lagunage à haut-rendement expérimental: Dynamique de différents groupes bactériens et performances épuratrices sanitaires", Thèse. Académie de Montpellier

3. BALEUX, B., M. TROUSSELLIER, P. GOT, P. MONFORT, J. ALIBOU, et N. MEZRIOUI. 1989a
"Devenir des bactéries témoins de contamination fécale et des germes pathogènes d'origine continentale dans les eaux, les sédiments et les productions conchylicoles d'un étang sommâtre". Oceanis

4. CALKINS, J., J. D. BUCKLES, and J. R. MOELLER. 1976
"The Role of solar ultra-violet radiation in "naturel" water purification"

5. CENTRE TECHNIQUE DU GENIE RURAL DES EAUX ET DES FORETS. 1979
"Lagunage naturel et lagunage aéré: procédés d'épuration des petites collectivités" France

6. CIEH. 1984
"Conception générale des systèmes d'assainissement urbain dans le contexte africain. Aspects techniques"

7. DAOU, M. D. 1990
"Les aspects sanitaires des projets développement des ressources en eau (PDRE)" Cours E.I.E.R.

8. DEMILLAC R., BARON D., MAURIN J. 1987
"Décontamination bactérienne et virale en bassin de lagunage naturel". Tribune du CEBEDEAU N°518, 40, pp 33-39

9. ESSOUMA, A. 1991
"Survie des oeufs d'helminthes dans les sols irrigués par des eaux résiduaires
Etude sur Pilote à l'E.I.E.R.". Mémoire de fin d'études

10. GLOYNA E. F 1972
"Bassins de stabilisation des eaux usées". OMS Genève.

11. GUENE, O. 1989
"Contribution à l'étude du fonctionnement et de la modélisation de l'épuration de la pollution carbonée et microbienne des lagunes naturels sous climat sahélien.
- Cas STEP Pilote de l'E.I.E.R.". Rapport de recherche EPFL

12. RODUIT J. 1993
"Bassins de stabilisation en climat sahélien: contribution à l'étude de la pollution carbonée et suivi des paramètres physico-chimiques pour une charge fixée.
Cas de la station pilote de l'E.I.E.R." Mémoire de fin d'études EPFL

13. MARRA, D. and PEARSON 1987
"Waste stabilization Ponds - Design." Manuel for Mediterranean Europe who, EUR/HPA

14. R. G. FEACHEM, D. J. BREADLEY, H. GARELICK, D. D. MARA
"Sanitation and disease health aspects of excreta and waste water management". World Bank

15. REVUE DES SCIENCES DE L'EAU, 5(3), 1992

16. "Séminaire relatif à l'Assainissement des Agglomérations". Strasbourg 1969

17. STIEN J. L., SCHWARTZBROD J. 1987
"Devenir des oeufs d'helminthes au cours d'un cycle d'épuration des eaux usées urbaines". Revue Internationale des Sciences, vol. 3, pp 77 - 82

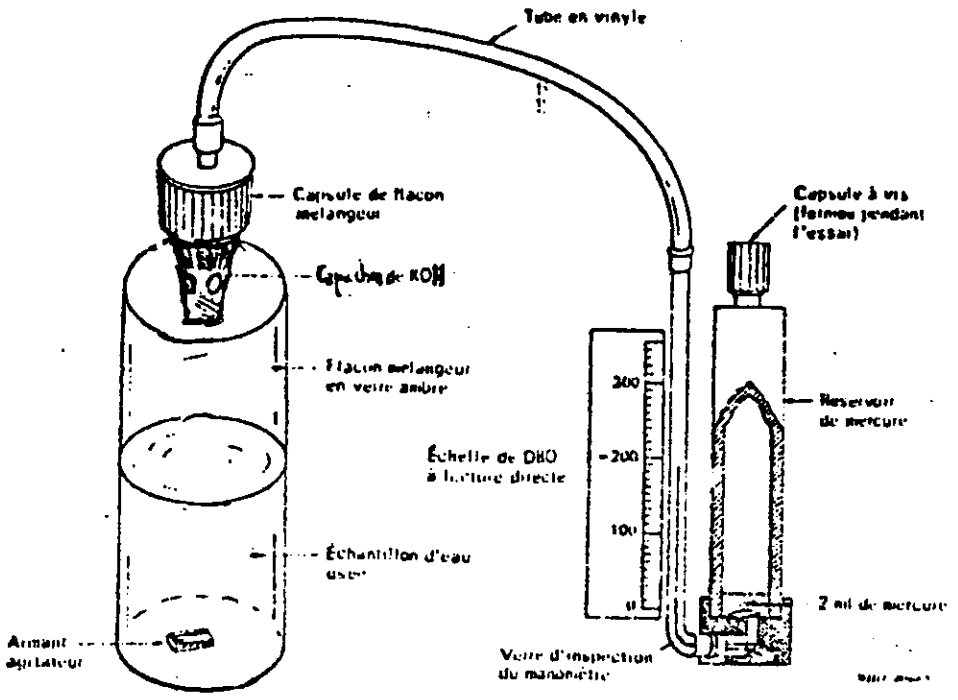
18. TOURE, C. S 1990
"Technologies appropriées d'assainissement dans les pays en voie de développement". Cours

19. TOURE, C. S., GUENE, O. 1991
"Etude préliminaire du fonctionnement du lagunage naturel au sahel". Sciences et Techniques de l'eau. pp 177-187

20. VANDER BORGHT P., VASEL J. L 1987
"Wastewater treatment in waste stabilization ponds and aerated lagoons". Editions CEBEDOC.

21. WATER POLLUTION - CONTROL FEDERATION - MANUEL DE PRATIQUE N° 11. 1975
"Exploitation des stations d'épuration des eaux usées"

ANNEXES



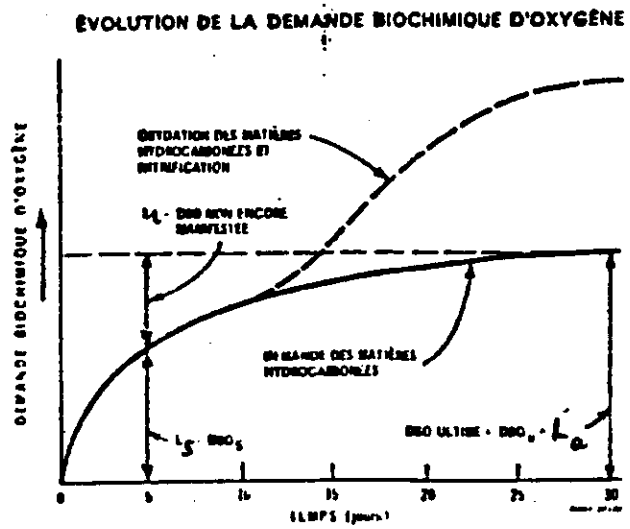
Appareil manométrique Hach pour la détermination de la DBO (montrant une seule cellule)

Le principe du mode opératoire est le suivant : un échantillon mesuré d'eau d'égout ou d'eau usée est introduit dans un des flacons de l'appareil. Le tableau suivant montre les rapports volume d'échantillon-échelle :

Volume d'échantillon (millilitres)	Facteur de conversion (multiplier la lecture à l'échelle 0-300 par)	Intervalle de la DBO escomptée
420	0,1	0 - 35
355	0,2	0 - 70
244	0,5	0 - 175
160	1,0	0 - 350
95	2,0	0 - 700

On place un aimant agitateur dans le flacon.

NB: il existe des échelles amovibles que l'on peut mettre ou enlever en fonction du volume de l'échantillon et de l'intervalle de DBO escomptée



avec $\frac{L_t}{L_a} = e^{-k_1 t}$ k_1 = constante de réaction (biodégradation / j)

La figure montre un exemple d'évolution de la DBO d'une eau en fonction du temps.
La mesure de la DBO étant une opération longue, on a convenu de mesurer l'oxygène consommée au bout de 5 jours, en enceinte thermostatée à 20°C. C'est la DBO_{5-20} ou, plus simplement, la DBO_5..

La DBO_5 ne représente normalement que la pollution organique CARBONISEE biodégradable.

2. Méthode d'évaluation de la DBO par méthode manométrique

Dans une enceinte hermétique, on met à incuber l'échantillon qui est agité en présence d'une atmosphère d'air. Les échanges gazeux sont contrôlés par élimination du CO_2 rejeté (fixation sur un alcali) et mesure de la consommation, On peut enregistrer, soit une dépression (Respiromètre de Warburg et dérivés), soit une quantité d'oxygène fournie pour rétablir la pression initiale d'oxygène au fur et à mesure des besoins (Respiromètre de Sierp et dérivés). Cette méthode permet de tracer la courbe de consommation en fonction du temps.

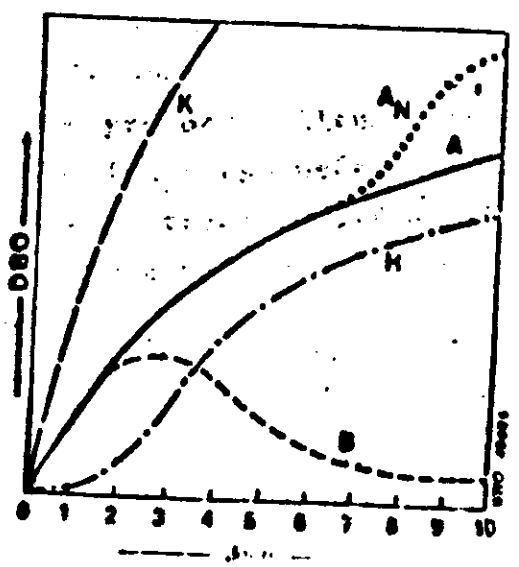
On place un capuchon en caoutchouc sur le goulot dans lequel on met un alcali (KOH en pastilles généralement).
Pendant l'oxydation de la matière organique dans l'échantillon au cours de l'essai il y a libération de CO_2. Celui-ci est fixé par KOH qui l'élimine ainsi du système et évite l'apparition d'une surpression de gaz qui pourrait fausser le résultat. Il ne faut pas laisser la KOH tomber dans l'échantillon. Dans cette éventualité, il faudrait mettre de côté l'échantillon et préparer un nouvel échantillon frais.

Placer le flacon sur la base de l'appareil. Celui-ci se trouve dans une enceinte thermostatée à 20°C.

Brancher le moteur connecté à un système de poulies qui fait tourner les aimants agitateurs. Pendant que les capsules des manomètres sont ouvertes, visser les capsules des flacons, mais pas à fond.

Après une période d'environ 30 minutes, en général nécessaire pour atteindre l'équilibre thermique, bien serrer les capsules des flacons et des manomètres.

Desserrer le jeu de vis de l'échelle manométrique et ajuster le zéro, adjacent au sommet de la colonne de mercure. Noter l'heure et la composition de chaque échantillon. Les lectures manométriques peuvent se faire périodiquement ; on relève un diagramme en portant en ordonnées les lectures faites sur l'échelle en mg/l de DBO et en abscisse les temps exprimés en jours (voir la figure ci-après).



Exemple de courbes de DBO

Un essai de DBO à 20°C poursuivi 5 jours devrait fournir les informations suivantes :

1. La lecture journalière de la DBO doit augmenter pour chaque jour suivant l'épreuve. La différence entre deux lectures de deux jours consécutifs doit être décroissante, au moins pendant les 5 premiers jours. Ces données, relevées en un diagramme, donnent une telle courbe typique semblable à la courbe A de la figure ci-dessus. Si l'on n'obtient pas une telle courbe, l'échec peut être dû à l'une des raisons suivantes :

a) une fuite dans le système manométrique peut être à l'origine de lecture donnant une courbe du type B ;

b) un nombre insuffisant de bactéries au début de la période d'incubation fournit des données qui correspondent à la courbe H. Cependant, cette courbe peut aussi résulter d'une période d'ajustement normale durant laquelle les bactéries s'acclimatent à l'échantillon (cas des eaux usées industrielles) ;

c) l'oxydation biologique de l'azote organique se manifeste habituellement après 5 jours dans le cas d'une eau usée domestique normale, parce qu'il est nécessaire que l'oxydation du carbone prenne fin et que les bactéries de l'azote se développent.
Dans ce cas on obtient une courbe du type A_N ;

d) les échantillons dont la DBO est supérieure à 350(quand on prend un échantillon de 160 ml) donnent des résultats qui correspondent à la couche K.

N.B. Certaines eaux ne sont pas des eaux usées domestiques et ne contiennent pas suffisamment de bactéries pour déclencher le phénomène biologique de la DBO.
Il faut donc provoquer l'ensemencement par un apport extérieur riche en bactéries (ex : eau usée domestique). Dans ce cas là, la méthode manométrique se trouve modifiée. On se référera aux ouvrages spécialisés pour des compléments d' information.

Méthodologie de recherche des Coliformes fécaux dans les eaux.

Eaux usées à différents stades de l'épuration.

Filtration sur membrane 1 ml à poser sur gélose TTC et Tregitol-7.

Etalement en surface. 0.1 ml des dilutions sur gélose TTC et Tergitol-7.

Faire 2 boîtes par dilution.

Incubation à 44.5 °C à l'étuve pendant 24 h.

Repiquage sur gélose nutritive.

Incubation 37 °C à l'étuve pendant 24 h.

Identification par galerie API 20 E.

Méthodologie de recherche des Streptocoques fécaux dans les eaux.

Eaux usées à différents stades de l'épuration.

Filtration sur membrane 1 ml à poser sur milieu D. Coccosel.

Etalement en surface. 0.1 ml des dilutions sur milieu D. Coccosel.

Faire 2 boîtes par dilution.

Incubation à 37 °C à l'étuve pendant 24 h.

Repiquage sur gélose nutritive.

Incubation 37 °C à l'étuve pendant 24 h.

Identification par galerie API Strep.

FRANÇAIS

api 20 E

2 010 0

SYSTEME D'IDENTIFICATION DES ENTEROBACTERIACEAE ET AUTRES BACILLES GRAM-NEGATIFS

Notice technique
Version A

API 20 E est un système pour l'identification des Enterobacteriaceae et autres bacilles Gram-négatifs, utilisant 23 tests biochimiques standardisés et miniaturisés, ainsi qu'une base de données

Principe

La galerie API 20 E comporte 20 microtubes contenant des substrats sous forme déshydratée. Les tests sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les milieux. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs.

La lecture de ces réactions se fait à l'aide du **Tableau de Lecture** et l'identification est obtenue à l'aide du **Tableau d'Identification**, du **Catalogue Analytique** ou de la disquette *APILAB*.

- Le coffret API 20 E permet de réaliser 25 identifications. Il se compose de :
  - 25 galeries API 20 E
  - 25 boîtes d'incubation
  - 25 fiches de résultats
  - 1 notice technique API 20 E

- Pour utiliser API 20 E, il faut en outre disposer de :
  - **Suspension Medium**, 5 ml (# 2 011 0)
  - **Kit réactifs** (# 2 012 0) ou les réactifs individuels (# 7 040 0 à 7 046 0 et # 7 054 0)
  - Réactif Zn (# 7 038 0)
  - **Huile de paraffine** (# 7 010 0)
  - **Pipettes** (# 7 030 0) ou **PSIpettes** (# 7 025 0)
  - **Catalogue Analytique** API 20 E (# 2 019 0) ou
  - *Logiciel APILAB* (# 3 101 0, 3 104 0)
  - **Portoir pour ampoules** (# 7 020 0)

  Plus éventuellement :
  - **API OF Medium** (# 5 011 0). Test pour la détermination du métabolisme fermentatif et oxydatif du glucose
  - **API M Medium** (# 5 012 0). Test pour la détermination de la mobilité des bactéries séro-anaérobies.

  Plus le matériel de laboratoire :
  - étuve (35-37°C), réfrigérateur, bec Bunsen, crayon marqueur.

Conservation

Les galeries API 20 E se conservent à 2-8° C. La date limite d'utilisation est indiquée sur l'emballage.

Les réactifs se conservent également à 2-8°C. Le réactif OX doit de plus être conservé à l'obscurité. Pour cela, il faut entourer le flacon d'une feuille d'aluminium.

Composition des milieux et réactifs

- **Suspension Medium** (# 2 011 0) : eau distillée stérile
- Réactif TDA (# 7 040 0) pour la recherche de la tryptophane désaminase :

perchlorure de fer	3,4	g
eau distillée	100	ml

- Réactif pour la recherche de l'indole

Réactifs JAMES (# 7 054 0)		
Composant J 2183	0,5	g
HCl N qsp	100	ml
ou		
Réactif IND (# 7 041 0)		
paradimethylaminobenzaldéhyde	5,0	g
alcool isoamylique	75,0	ml
HCl 37 %	25,0	ml

- Réactifs de Voges Proskauer pour la recherche de l'acétoine

VP 1 (# 7 042 0) :		
hydroxyde de potassium	40	g
eau distillée	100	ml
VP 2 (# 7 043 0) :		
alpha naphtol	6	g
ethanol	100	ml

- Réactifs de Griess pour les nitrites

NIT 1 : (# 7 044 0)		
acide sulfanilique	0,8	g
acide acétique 5 N	100	ml
NIT 2 : (# 7 045 0)		
N-N-diméthyl-1-naphtylamine	0,6	g
acide acétique 5N	100	ml

- OX (# 7 046 0) pour la recherche de l'oxydase :

tétraméthyl-p-phénylènediamine	1	g
alcool isoamylique	100	ml

Mode opératoire

1. Préparation de la galerie

- réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir environ 5 ml d'eau distillée dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide.
- inscrire la référence de la souche sur la languette latérale de la boîte
- retirer la galerie de son emballage individuel et la déposer dans la boîte d'incubation.
- parallèlement, réaliser le test oxydase sur une colonie identique comme suit :
  - déposer un morceau de papier filtre sur une lame de verre
  - humidifier avec une goutte d'eau distillée stérile
  - étaler la colonie choisie avec un applicateur de verre ou de bois
  - ajouter une goutte de réactif OX
  - une couleur VIOLETTE apparaissant en 1-2 minutes indique une réaction POSITIVE.

2. Préparation de l'inoculum

- ouvrir une ampoule de **Suspension Medium** (# 2 011 0) ou utiliser un tube contenant 5 ml d'eau distillée stérile, sans additif
- prélever à l'aide d'une pipette, une seule colonie bien isolée sur milieu gélosé
- réaliser une suspension bactérienne en homogénéisant soigneusement les bactéries dans le milieu.

3 Inoculation de la galerie

- remplir tubes et cupules des tests : CIT, VP, GEL avec la suspension bactérienne et avec la pipette ayant servi au prélèvement
- remplir uniquement les tubes (et non les cupules) des autres tests
- créer une anaérobiose dans les tests : ADH, LDC, ODC, URE, H_2S en remplissant leur cupule d'huile de paraffine
- refermer la boîte d'incubation et la placer à 35-37°C pendant 18-24 heures

4 Lecture de la galerie

- après 18-24 h à 35-37°C, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au **Tableau de Lecture**.
- noter sur la fiche de résultats toutes les réactions spontanées
- si le glucose est positif et/ ou si 3 tests ou plus sont positifs révéler les tests nécessitant l'addition de réactifs
  - **Test VP** : ajouter 1 goutte de réactifs **VP 1** et **VP 2**. Attendre au minimum 10 minutes. Une couleur ROSE FRANCHE ou ROUGE indique une réaction POSITIVE
  - **Test TDA** : ajouter 1 goutte de réactif **TDA**. Une couleur MARRON FONCE indique une réaction POSITIVE
  - **Test IND** :
    - ajouter une goutte de réactif **JAMES** (# 7 054 0). Une couleur rose diffusant dans toute la cupule indique une REACTION POSITIVE
    - ou ajouter une goutte de réactif **IND** (# 7 041 0). Un anneau ROUGE obtenu en 2 mn indique une REACTION POSITIVE
  - **Test NO_2** : ajouter 1 goutte de réactifs **NIT 1** et **NIT 2** dans le tube GLU. Attendre 2 à 3 minutes. Une coloration ROUGE indique une réaction POSITIVE. Une réaction négative (coloration jaune) peut être due à la production d'azote (éventuellement signalée par la présence de microbulles) ; ajouter 2 à 3 mg de réactif Zn (# 7 036 0) dans la cupule GLU. Après 5 minutes, un tube resté JAUNE indique une réaction (N2) POSITIVE à noter sur la fiche de résultats. Si la cupule est ROSE-ROUGE, la réaction est NEGATIVE, les nitrates encore présents dans le tube ont été réduits en nitrites par le Zinc.
- Si le glucose est négatif et le nombre de tests positifs inférieur ou égal à 2 : ne pas ajouter les réactifs
  - inoculer 2 **API OF Medium** (# 5 011 0) pour vérifier le métabolisme du glucose
  - ensemencer un milieu de **Mac Conkey**
  - vérifier la mobilité. Pour les bactéries fermentatives inoculer 1 **API M Medium** (# 5 012 0)
  - incuber 24 h de plus
  - rajouter les réactifs comme indiqué plus haut
  - noter les réactions de la galerie et les résultats des tests complémentaires sur la **Fiche de résultats** en se référant au **Tableau de Lecture**.

5. Identification

- avec le **TABLEAU D'IDENTIFICATION**

  comparer les réactions notées sur la fiche de résultats avec celles du tableau en faisant glisser la fiche sur le tableau, puisque les dimensions sont identiques pour faciliter cette comparaison visuelle

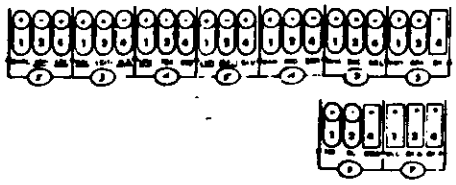
- avec le **Catalogue Analytique** ou la disquette **APILAB** il faut coder l'ensemble des réactions obtenues en un PROFIL NUMERIQUE

  Sur la fiche de résultats, les tests sont séparés par groupes de trois et une valeur 1, 2, ou 4 est indiquée pour chacun. La galerie **API 20 E** comportant 20 tests, en additionnant à l'intérieur de chaque groupe les nombres correspondant à des réactions POSITIVES, on obtient 7 chiffres ; la réaction de l'oxydase qui constitue le 21° test est affectée de la valeur 4 lorsqu'elle est positive

  Par ailleurs dans certains cas, le profil à 7 chiffres étant insuffisamment discriminatif, il faut réaliser les tests complémentaires :
  - réduction des nitrates en nitrites (NO_2)
  - réduction des nitrates en azote (N_2)
  - mobilité (MOB)
  - culture sur gélose de Mac Conkey (McC)
  - oxydation du glucose (OF-O)
  - fermentation du glucose (OF-F)

Les réactions correspondantes sont codées selon le même principe, ce qui donne un profil numérique à 9 chiffres

Exemple :



S 315 173-57 : Enterobacter gergoviae

- le **Catalogue Analytique** et la disquette *APILAB* permettent d'identifier les profils accompagnés des informations suivantes :
  - nom de l'espèce à laquelle est identifiée la bactérie.
  - valeur du pourcentage d'identification et de l'indice T appréciant le caractère typique de la souche
  - tests contre l'identification s'il y en a avec le pourcentage de réactions positives normalement observées pour cette espèce
  - commentaire sur la qualité de l'identification fonction de la valeur du pourcentage d'identification et de l'indice T.
  - dans le cas de « faible discrimination » entre 2 ou 3 taxons, une note renvoie à une TABLE indiquant des tests de différenciation extraits de la littérature
  - une note indique parfois la nécessité d'une incubation supplémentaire.

- avec le **Service Aide au Diagnostic** : qui permet à chaque bactériologiste d'interroger notre laboratoire pour tout profil non répertorié. Dans tous les cas, l'identification effectuée doit tenir compte de certains renseignements très utiles : origine de l'échantillon, antécédents du malade, morphologie macroscopique et microscopique, sérologie, ...

6. Elimination du matériel usagé

Après utilisation, ampoules, boîtes, pipettes et galeries doivent être incinérées ou décontaminées par autoclavage ou immersion dans de l'eau de Javel avant d'être jetées.

Contrôle de Qualité

Les milieux, galeries et réactifs font l'objet de contrôles de qualité systématiques aux différentes étapes de leur fabrication. Un contrôle bactériologique est de plus réalisable au laboratoire avec les souches suivantes :

1.	*Klebsiella pneumoniae*	NCTC 8172
2.	*Enterobacter cloacae*	ATCC 13047
3.	*Proteus vulgaris*	ATCC 13315
4.	*Pseudomonas aeruginosa*	ATCC 10145

	ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H_2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA	OX
1.	+	−	+	−	+	−	+	−	−	+	−	+	+	+	+	+	+	+	+	+	−
2.	+	+	−	+	+	−	−	−	−	+	−	+	+	−	+	+	+	+	+	+	−
3.	−	−	−	−	−	+	+	+	+	−	−	+	−	−	−	−	+	−	−	−	−
4.	−	+	−	−	+	−	+	−	−	−	+	+	−	−	−	−	−	−	−	−	+

Méthodologie	**page 21**
Tableau d'identification	**page 22**
Bibliographie	**page 24**

api 20 E

TABLEAU DE LECTURE

TESTS	SUBSTRATS	REACTIONS/ENZYMES	RESULTATS	
			NEGATIF	POSITIF
ONPG	ortho-nitro-phenyl-galactoside	beta-galactosidase	incolore	jaune (1)
ADH	arginine	arginine dihydrolase	jaune	rouge/ orangé (2)
LDC	lysine	lysine décarboxylase	jaune	orangé
ODC	ornithine	ornithine décarboxylase	jaune	rouge/ orangé (2)
CIT	citrate de sodium	utilisation du citrate	vert pâle/ jaune	bleu-vert/ vert (3)
H_2S	thiosulfate de sodium	production d'H_2S	incolore/ grisâtre	dépôt noir/ fin liseré
URE	urée	uréase	jaune	rouge/ orangé
TDA	tryptophane	tryptophane desaminase	TDA / immédiat	
			jaune	marron foncé
IND	tryptophane	production d'indole	JAMES/ immédiat ou IND/ 2 mn	
			JAMES incolore Vert pâle-jaune IND jaune	JAMES rose IND Anneau Rouge
VP	pyruvate de sodium	production d'acétoine	VP 1 + VP 2 / 10 mn	
			incolore	rosé-rouge
GEL	gélatine de Kohn	gélatinase	non diffusion	diffusion du pigment noir
GLU	glucose	fermentation/ oxydation (4)	bleu/ bleu-vert	Jaune
MAN	mannitol	fermentation/ oxydation (4)	bleu/ bleu-vert	Jaune
INO	inositol	fermentation/ oxydation (4)	bleu/ bleu-vert	Jaune
SOR	sorbitol	fermentation/ oxydation (4)	bleu/ bleu-vert	Jaune
RHA	rhamnose	fermentation/ oxydation (4)	bleu/ bleu-vert	Jaune
SAC	saccharose	fermentation/ oxydation (4)	bleu/ bleu-vert	Jaune
MEL	melibiose	fermentation/ oxydation (4)	bleu/ bleu-vert	Jaune
AMY	amygdaline	fermentation/ oxydation (4)	bleu/ bleu-vert	Jaune
ARA	arabinose	fermentation/ oxydation (4)	bleu/ bleu-vert	Jaune
OX	sur papier filtre	cytochrome-oxydase	OX / 1-2 mn	
			incolore	violet
NO_3-NO_2	tube GLU	production de NO_2	NIT 1 + NIT 2 / 2-3 mn	
			jaune	rouge
		réduction au stade N_2	Zn	
			rouge	jaune
MOB	(API M) (microscope)	mobilité	immobile	mobile
MAC	milieu de MacConkey	culture sur	absence	présence
OF	glucose (API OF)	fermentation sous huile	vert	jaune
		oxydation à l'air	vert	jaune

(1) Une très légère couleur jaune est également positive
(2) Une couleur orange apparaissant APRÈS 24 H d'incubation doit être considérée négative
(3) lecture dans la cupule (zone aérobie)
(4) la fermentation commence dans la partie inférieure des tubes, l'oxydation commence dans la cupule

ANNEXE 3

Méthodologie de recherche des Salmonella dans les eaux.

Eaux usées différents stades de l'épuration.

Filtration
Suivant concentration de l'échantillon en Salmonella.

Introduction des membranes dans le bouillon Sélénite F modifié. Méthode NPP.

Incubation à 43 °C au bain-marie pendant 24 h.

A partir des tubes NPP, procéder à des dilutions. Etalement en surface sur milieu S.S. gélose /agar.

Incubation à 37 °C à l'étuve pendant 48 h.

Confirmation du nombre caractéristique NPP.

Identification par galerie API Z.

Incubation à 37 °C à l'étuve pendant 2 h. Confirmation des souches de Salmonella.

Repiquage des souches présomptives sur gélose nutritive.

Incubation à 37 °C à l'étuve pendant 24 h.

Sérotypage.

A3-2

RAPIDEC

FRANÇAIS

0 340 0

RAPIDEC z

DETECTION DES SALMONELLES, SHIGELLES
et *YERSINIA ENTEROCOLITICA*

Notice technique
Version A

Principe

RAPIDEC z est une microméthode standardisée de détection en 2 heures des Salmonelles, Shigelles et *Yersinia enterocolitica* à partir de colonies lactose négatives

Chaque galerie est constituée de 5 paires de cupules

– cupule A: PPA (Phénylalanine Désaminase)
β GAL (β GALactosidase)
β XYL (β XYLosidase)
LIP (LIPase)
EST (ESTérase)

– cupule B conservation de la souche
OX (OXydase)

- Le coffret *RAPIDEC z* permet de réaliser 150 détections. Il se compose de
  - 30 galeries permettant chacune 5 détections
  - 30 boîtes d'incubation
  - 150 bâtonnets
  - 1 notice technique

- *RAPIDEC z* s'utilise avec
  - Suspension Medium, 2 ml (# 7 060 0)
  - Réactif FVB (# 7 050 0)
  - Réactif OX (# 7 046 0)
  - Pipettes (# 7 030 0) ou Pipettes (# 7 025 0)
  - Porte-à ampoules (# 7 020 0)

  Plus le matériel de laboratoire suivant.

  – étuve à 36-37°C, réfrigérateur, bec Bunsen, crayon marqueur.

Conservation

Les galeries et les réactifs se conservent à 2-8°C, à l'obscurité, jusqu'à la date de péremption indiquée sur l'emballage.

Les réactifs FVB et OX sont très sensibles à la lumière entourer les flacons avec une feuille d'aluminium

L'exposition à la lumière risque d'altérer les galeries *RAPIDEC z* ne sortir de la boîte que les galeries à utiliser immédiatement

Ne pas utiliser la galerie si la cupule A présente une coloration jaune (signe de dégradation du substrat)

Composition du milieu et des réactifs

- **Suspension Medium**

Eau distillée stérile	2 ml

- **Réactif FVB**

Fast violet B	0,5 g
2-méthoxy-éthanol	qsp 100 ml

- **Réactif OX**

Tétra-méthyl-p-phénylène-diamine	1 g
Alcool isoamylique	qsp 100 ml

Mode opératoire

1. Préparation de la galerie

– Préparer une boîte d'incubation (fond et couvercle).
– Sortir la galerie *RAPIDEC x* de son emballage individuel.
– Noter les références des prélèvements sur la languette latérale.

2. Inoculation

– Déposer une goutte de Suspension Medium ou eau distillée dans chacune des cupules avec une pipette stérile.
– Sélectionner sur le milieu d'isolement 5 grosses colonies lactose-négatives et les numéroter de 1 à 5.
– Pour chacune de ces 5 colonies:

- Noter ses caractères culturaux: production d'H_2S, morphologie...
- Le prélever avec l'extrémité d'un bâtonnet, puis inoculer la cupule A en ayant soin de bien transférer la totalité de la colonie prélevée sur toute la surface de la cupule. Pour cela, frotter légèrement le bâtonnet au fond de la cupule d'un mouvement circulaire pendant 2 secondes.
- Inoculer ensuite la cupule B voisine, de la même manière, sans rechanger le bâtonnet. La quantité de bactéries ainsi transférée est suffisante pour la conservation de la souche.

– Placer le couvercle sur la galerie.
– Incuber la galerie *RAPIDEC x* 2 heures à 35-37°C.

3. Lecture et interprétation

Lire les réactions spontanées dans la cupule A (réaction A1):

- **Réaction A1 positive**

  Couleur brun-orangé, jaune, vert, bleu-vert:
  Absence de *Salmonella, Shigella, Yersinia enterocolitica*.

  Couleur bleue:
  Possibilité de *Salmonella arizonae, Shigella sonnei, Yersinia enterocolitica*.

Notes:
– Une couleur bleu-vert est parfois difficile à différencier d'une couleur bleue. La nuance verte, qui enlève toute suspicion de *Shigella sonnei*, de *Salmonella arizonae* ou de *Yersinia enterocolitica*, peut être facilement mise en évidence : elle disparaît spécifiquement lors de l'addition d'une goutte de HCl 0.1 N dans la cupule A.
– Une bactérie H_2S (+) sur le milieu d'isolement et qui donne une coloration bleue à la réaction A1 est généralement un *Citrobacter freundii*. Seule *Salmonella arizonae* pourrait donner cette même réponse.

- **Réaction A1 négative**

  Si la cupule A reste incolore ou beige très pâle, la présence de *Salmonella, Shigella, Yersinia enterocolitica* doit être suspectée: rechercher l'estérase (réaction A2). Pour cela, déposer dans chaque cupule A incolore une goutte de réactif PYS et lire après 2-3 mn.

- **Réaction A2 positive**

  Couleur rose-rouge:
  Très forte présomption de *Salmonella*.

- **Réaction A2 négative**

  Incolore:
  Possibilité de *Salmonella, Shigella, Yersinia enterocolitica*.

Note: Certains bacilles à Gram (–) non entérobactéries (ex: *Pseudomonas aeruginosa*) peuvent se comporter comme des salmonelles: A1 (–) A2 (+). Ils s'en différencient par la possession d'une oxydase, mise en évidence par la réaction B: après avoir récupéré la bactérie (voir § 4), ajouter une goutte de réactif OX dans la cupule B et lire après 2-3 minutes.

- **Réaction B positive**

  Couleur violette:
  Exclusion de *Salmonella, Shigella, Yesinia enterocolitica*.

- **Réaction B négative**

  Incolore:
  Très forte présomption de *Salmonella*.

Notes:
– La lecture peut être anticipée dès qu'une coloration brun-orangé, jaune, vert ou bleu-vert apparaît, la possibilité de *Salmonella, Shigella* ou *Yersinia enterocolitica* peut être exclue.
– La lecture peut être différée au delà de 2 heures mais sans dépasser 3 heures. Après ce délai, les réactions peuvent être difficiles à interpréter et les résultats erronés.

4. Confirmation du diagnostic

Chaque fois qu'il y a suspicion de *Salmonella, Shigella* ou *Yersinia enterocolitica*, il convient d'identifier la bactérie selon les méthodes habituelles.

La cupule B permet de récupérer la souche (après réalisation éventuelle du test oxydase).
Ajouter 2 à 3 gouttes d'eau distillée stérile à la cupule B puis reprendre cette suspension pour réaliser des tests sérologiques, une identification complète, un antibiogramme ou une subculture.

5. Elimination du matériel usagé

Après utilisation, ampoules, pipettes, galeries et bâtonnets doivent être incinérés ou décontaminés par autoclavage ou immersion dans de l'eau de Javel, avant d'être jetés.

TABLE *RAPIDEC z*

Réaction A1	Réaction A2	Réaction B	Résultats	
Brun-orangé Jaune Vert Bleu-vert			Absence de	*Salmonella* *Shigella* *Yersinia enterocolitica*
Bleu			Possibilité de	*Salmonella arizonae* *Shigella sonnei* *Yersinia enterocolitica*
Incolore Beige pâle	FVS	OX		
	Rose-Rouge	Violet	Exclusion de	*Salmonella* *Shigella* *Yersinia enterocolitica*
		Incolore	Très forte présomption de	*Salmonella*
	Incolore		Possibilité de	*Salmonella* *Shigella* *Yersinia enterocolitica*

Limitations du système

- ***RAPIDEC z*** permet la détection des Salmonelles, Shigelles et *Yersinia enterocolitica*. Lorsque la détection est positive, il est indispensable de réaliser une identification biochimique et sérologique complète.
- La plupart des milieux usuels au lactose (MacConkey, BCP, DCLS, Drigalski, Hektoen, SS, XLD...) peuvent être utilisés. Cependant certains lots de milieux sélectifs (SS, DCLS) peuvent entrainer une inhibition partielle de la réaction A1. En cas de doute, contrôler la qualité du lot en cause.
- Le milieu EMB, qui colore les colonies, rend les réactions difficiles à lire et à interpréter.
- Certaines *Yersinia enterocolitica* du biotype 1 ont une activité lipasique et peuvent donner une coloration jaune ou verte à la réaction A1.
- L'interprétation des galeries ***RAPIDEC z*** doit être réalisée par un bactériologiste compétent qui prendra en compte l'origine du prélèvement, les aspects micro et macroscopiques, le contexte clinique.

Contrôle de qualité

Les milieux, galeries et réactifs font l'objet de contrôles de qualité systématiques aux différentes étapes de la fabrication. Un contrôle bactériologique est de plus réalisable au laboratoire avec les souches suivantes.

	Réaction A1	Réaction A2 (FVS)	Réaction B(OX)
1 *Proteus mirabilis* ATCC 29659	Brun orangé (PPA +)		
2 *Serratia marcescens* ATCC 43862	Jaune (β XYL ou LIP +)		
3 *Klebsiella oxytoca* ATCC 43863	Bleu vert (β GAL + et β XYL +)		
4 *Citrobacter freundii* ATCC 43864	Bleu (β GAL +)		
5 *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 10145	Incolore (PPA −, LIP −, β GAL −, β XYL −)	Rouge (EST +)	Violet (OX +)
6 *Salmonella* spp ATCC 29664	Incolore (PPA −, LIP −, β GAL −, β XYL −)	Rouge (EST +)	Incolore (OX −)

ATCC American Type Culture Collection, 12301 Parklawn Drive, Rockville, Maryland 20852, U.S.A.

BIBLIOGRAPHIE

BINGEN E., LAMBERT-ZECHOVSKY N., PROUX M.-C.
Diagnostic rapide de bactéries pathogènes isolées de coprocultures par une microméthode standardisée
(1983) Path. Biol., 31, 596-598

CHOMARAT M., ELOY C., FLANDROIS J.-P.
Détection de la cytochrome-oxydase et de l'estérase des Pseudomonas à partir des bouillons d'hémocultures
(1984) Path. Biol., 32, 90-92

GREENE L.-C., APPELBAUM P.-C., KELLOGG J.-A.
Evaluation of a Two-Hour Method for Screening Pathogens from Stool Specimens
(1984) J. Clin. Microbiol., 20, 285-287

HINRICHS J., GAUTHIER A., KEATING M. and MURRAY P.
Evaluation of a New Screening System for Enteric Pathogens
(1985) Diagn. Microbiol. Infect. Dis., 3, 397-401

LAMBERT-ZECHOVSKY N., BINGEN E., PROUX M.-C.
A New Micromethod for Rapid Detection of Pathogenic Bacteria in Stool Specimens
(1984) Eur. J. Clin. Microbiol., 3, 215-216

TETI G., BURDASHIN-M., ZAMBONI C., FAVA C., TOMASELLO F., MASTROENI P.
Evaluation of a Rapid Method to Exclude the Presence of Certain Enteric Pathogens in Stool Specimens
(1984) J. Clin. Microbiol., 20, 1049-1052

TABLE I

Table pour le calcul du NPP

Nombre de tubes positifs au niveau des 3 taux de dilution retenus			NPP	Limites de confiance				Catégories (*)	
3 tubes 1 ml	3 tubes 0,1 ml	3 tubes 0,01 ml		à 95 %		à 99 %		1	2
0	0	0	< 0.3						
0	0	1	0.3	< 0.1	1.7	< 0.1	2.3		
0	1	0	0.3	< 0.1	1.7	< 0.1	2.3		x
0	2	0	0.6	0.2	2.3	0.1	2.9		
1	0	0	0.4	0.1	2.1	< 0.1	2.8	x	
1	0	1	0.7	0.2	2.7	0.1	3.5		x
1	1	0	0.7	0.2	2.8	0.1	3.6	x	
1	1	1	1.1	0.4	3.4	0.2	4.3		
1	2	0	1.1	0.4	3.5	0.2	4.4		x
1	2	1	1.5	0.6	4.1	0.4	5.1		
1	3	0	1.6	0.6	4.2	0.4	5.2		
2	0	0	0.9	0.2	3.8	0.1	5.0	x	
2	0	1	1.4	0.5	4.8	0.3	6.2		x
2	1	0	1.5	0.5	5.0	0.3	6.5	x	
2	1	1	2.0	0.8	6.1	0.5	7.7		x
2	2	0	2.1	0.8	6.3	0.5	8.0	x	
2	2	1	2.8	1.1	7.5	0.7	9.3		
2	3	0	2.9	1.2	7.8	0.8	9.7		
3	0	0	2.3	0.7	12.9	0.4	17.7	x	
3	0	1	4	1	18	1	23	x	
3	0	2	6	2	23	1	29		
3	1	0	4	2	21	1	29	x	
3	1	1	7	2	28	2	37	x	
3	1	2	12	4	35	2	45		
3	2	0	9	3	39	2	52	x	
3	2	1	15	5	51	3	65	x	
3	2	2	21	8	64	5	82		x
3	2	3	29	12	80	8	99		
3	3	0	20	10	140	< 10	190	x	
3	3	1	50	20	240	10	320	x	
3	3	2	110	30	430	20	640	x	
3	3	3	> 110						

J C. de Man : European J. Appl. Microbiol. 1, 67 - 78 (1975).

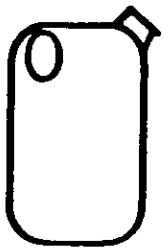
(*) catégorie 1 : *combinaisons de tubes les plus fréquentes correspondant à 95 % des cas.*

catégorie 2 : *combinaisons de tubes moins fréquentes que celles de la catégorie 1 et correspondant à seulement 4 % des cas (dans 99 % des cas la combinaison obtenue appartiendra donc à la catégorie 1 ou 2).*

L'obtention de combinaisons hors catégorie doit inciter à considérer le résultat avec circonspection. En effet un tel résultat peut-être dû soit à une erreur, soit à une imperfection de la technique, soit encore à la présence d'une substance bactériostatique dans l'échantillon.

Méthode de Faust pour l'identification des oeufs d'helminthes dans les eaux.

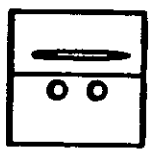
Echantillon.



Homogénéisation manuelle.

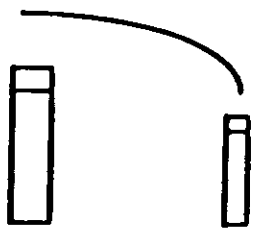
Elimination du surnageant.

Centrifugation.



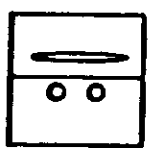
800 g pendant 6 minutes.

Remise du culot en suspension dans de l'eau physiologique.



20 ml.

Centrifugation.



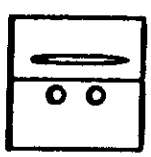
800 g pendant 5 minutes.

Elimination du surnageant.

Ajout de la solution de sulfate de zinc à 33 %.

20 ml.

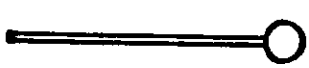
Centrifugation.



800 g pendant 1 minute.

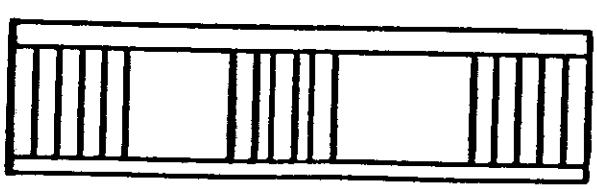
Remplir jusqu'à obtention d'un ménisque de flottation avec la solution de sulfate de zinc.

Prélever pour lecture dans le ménisque.



Environ 1 ml avec une pipette Pasteur.

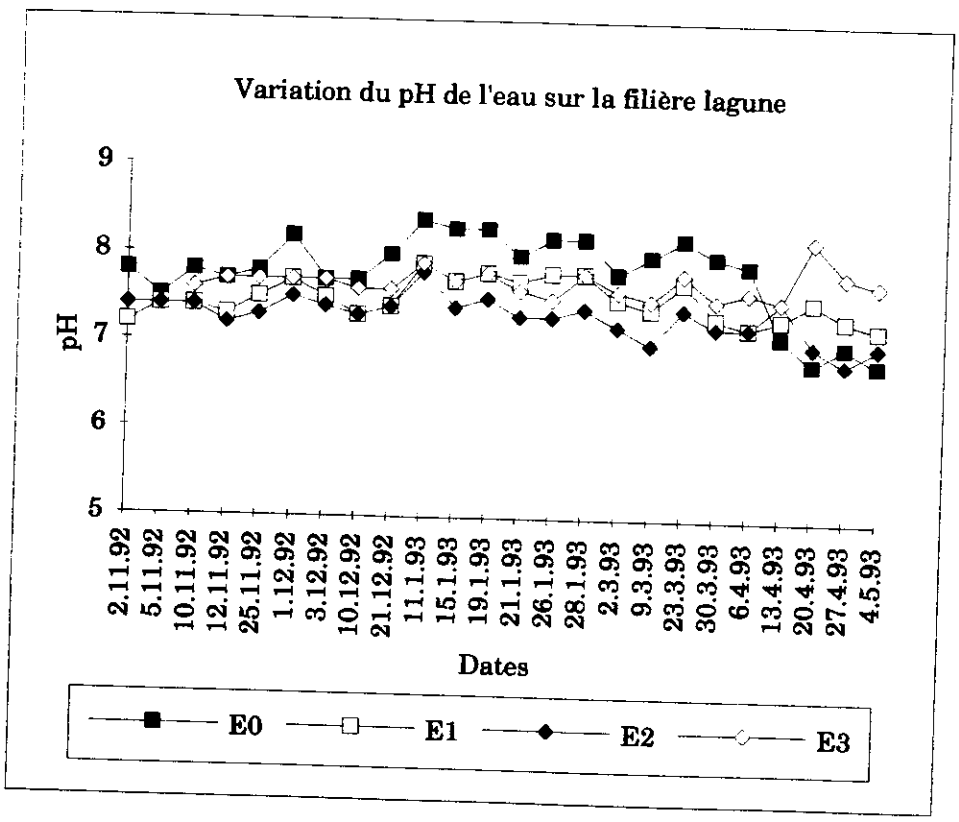
Lecture.



Dans une cellule de Mac Master.

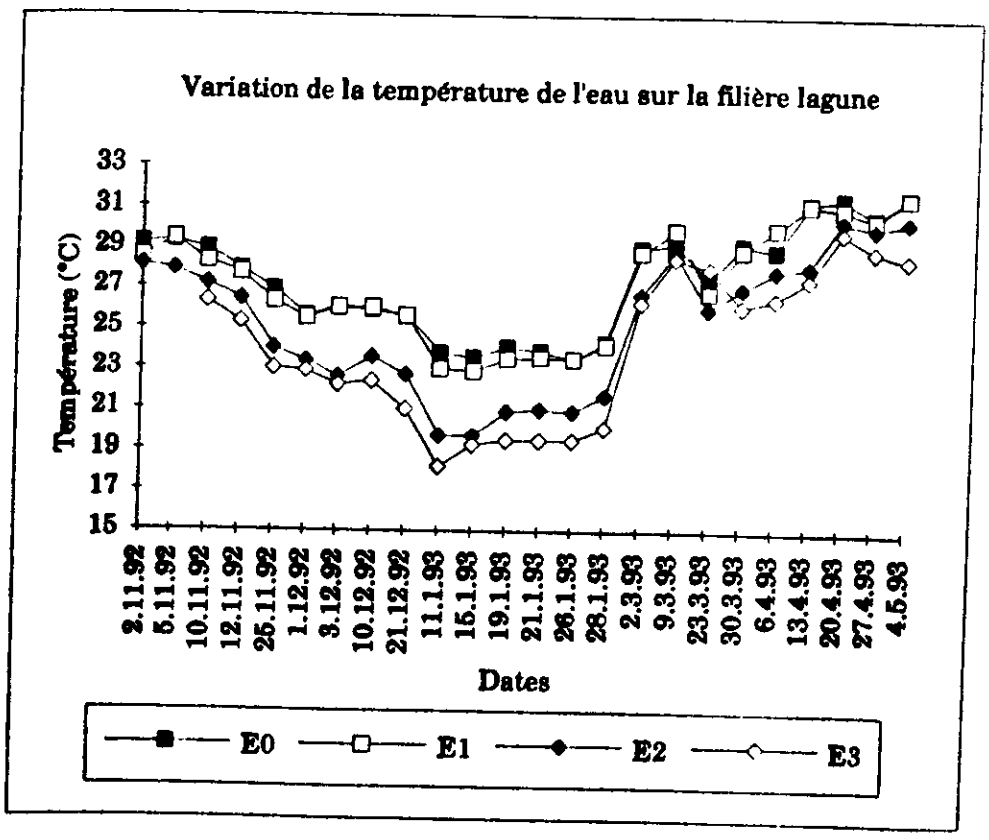
ANNEXE5: Résultats des mesures de pH aux différents points

	pH				
DATE	E0	E1	E2	E3	D2
2.11.92	7.8	7.2	7.4		
5.11.92	7.5	7.4	7.4		
10.11.92	7.8	7.4	7.4	7.6	
12.11.92	7.7	7.3	7.2	7.7	
25.11.92	7.8	7.5	7.3	7.7	
1.12.92	8.2	7.7	7.5	7.7	
3.12.92	7.7	7.5	7.4	7.7	
10.12.92	7.7	7.3	7.3	7.6	
21.12.92	8	7.4	7.4	7.6	
11.1.93	8.4	7.9	7.8	7.9	
15.1.93	8.3	7.7	7.4	7.7	
19.1.93	8.3	7.8	7.5	7.8	
21.1.93	8	7.7	7.3	7.6	
26.1.93	8.2	7.8	7.3	7.5	
28.1.93	8.2	7.8	7.4	7.8	
2.3.93	7.8	7.5	7.2	7.6	7.4
9.3.93	8	7.4	7	7.5	7.3
23.3.93	8.2	7.7	7.4	7.8	7.6
30.3.93	8	7.3	7.2	7.5	7.4
6.4.93	7.9	7.2	7.2	7.6	7.4
13.4.93	7.1	7.3	7.5	7.5	7
20.4.93	6.8	7.5	7	8.2	7.2
27.4.93	7	7.3	6.8	7.8	7.1
4.5.93	6.8	7.2	7	7.7	7.2
Moyenne	7.8	7.5	7.3	7.7	7.3
Ecart-type	0.5	0.2	0.2	0.2	0.2



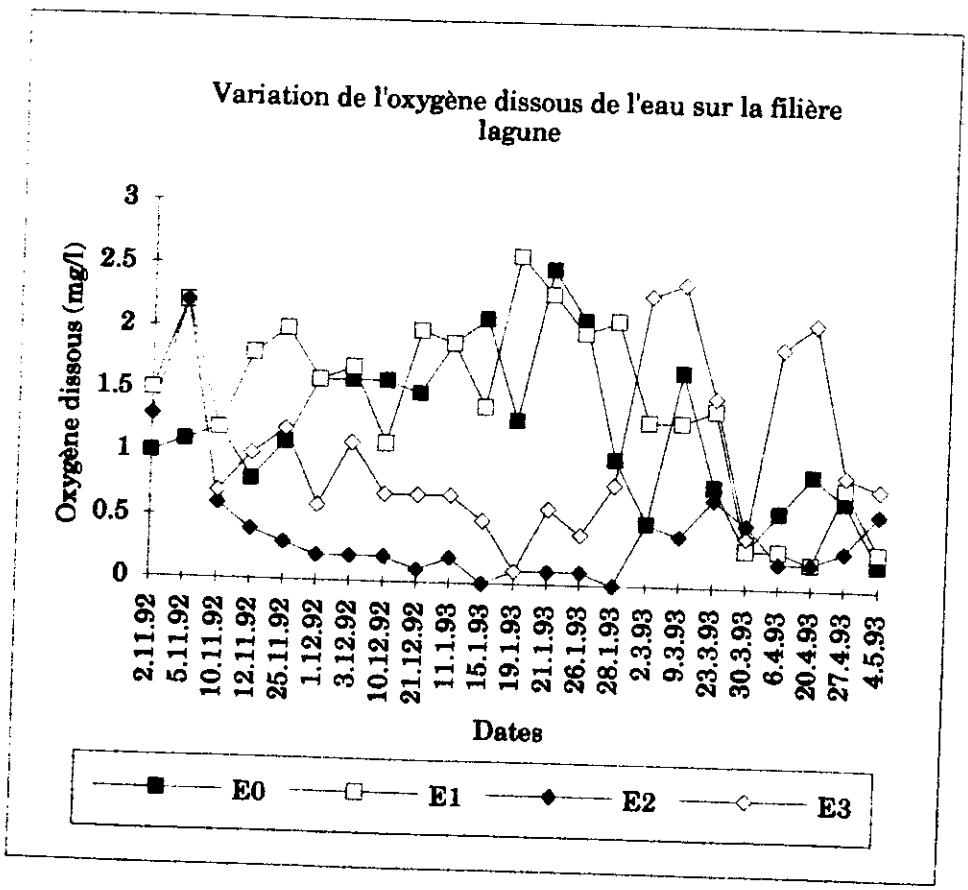
ANNEXE 6: Résultats des mesures de température aux différents points

	TEMPERATURE (°C)				
DATE	E0	E1	E2	E3	D2
2.11.92	29.2	28.5	28.1		
5.11.92	29.3	29.4	27.9		
10.11.92	28.9	28.3	27.2	26.3	
12.11.92	27.9	27.7	26.4	25.3	
25.11.92	26.9	26.3	24	23	
1.12.92	25.6	25.5	23.4	22.9	
3.12.92	26	26	22.6	22.2	
10.12.92	25.9	26	23.6	22.4	
21.12.92	25.6	25.6	22.7	21	
11.1.93	23.8	23	19.7	18.2	
15.1.93	23.6	22.9	19.7	19.3	
19.1.93	24.1	23.5	20.9	19.5	
21.1.93	23.9	23.6	21	19.5	
26.1.93	23.5	23.5	20.9	19.5	
28.1.93	24.3	24.2	21.7	20.1	
2.3.93	29	28.8	26.7	26.3	26.1
9.3.93	29.2	29.9	28.7	28.5	27.7
23.3.93	27.4	26.8	26	28	26.5
30.3.93	29.2	28.9	27	26.1	26.1
6.4.93	28.9	30	27.9	26.5	26.7
13.4.93	31.3	31.2	28.1	27.5	27.3
20.4.93	31.5	31	30.4	29.8	30.2
27.4.93	30.6	30.5	30	28.9	28.7
4.5.93	31.6	31.6	30.4	28.5	30.2
Moyenne	27.4	27.2	25.2	24	27.7
Ecart-type	2.6	2.8	3.4	3.7	1.5



ANNEXE 7: Resultats des mesures de l'oxygène dissous aux différents points

	OXYGENE DISSOUS (mg/l)				
DATE	E0	E1	E2	E3	D2
2.11.92	1	1.5	1.3		
5.11.92	1.1	2.2	2.2		
10.11.92	1.2	1.2	0.6	0.7	
12.11.92	0.8	1.8	0.4	1	
25.11.92	1.1	2	0.3	1.2	
1.12.92	1.6	1.6	0.2	0.6	
3.12.92	1.6	1.7	0.2	1.1	
10.12.92	1.6	1.1	0.2	0.7	
21.12.92	1.5	2	0.1	0.7	
11.1.93	1.9	1.9	0.2	0.7	
15.1.93	2.1	1.4	0	0.5	
19.1.93	1.3	2.6	0.1	0.1	
21.1.93	2.5	2.3	0.1	0.6	
26.1.93	2.1	2	0.1	0.4	
28.1.93	1	2.1	0	0.8	
2.3.93	0.5	1.3	0.5	2.3	2.7
9.3.93	1.7	1.3	0.4	2.4	2.1
23.3.93	0.8	1.4	0.7	1.5	1.1
30.3.93	0.3	0.3	0.5	0.4	2.8
6.4.93	0.6	0.3	0.2	1.9	1.6
20.4.93	0.9	0.2	0.2	2.1	2.4
27.4.93	0.7	0.8	0.3	0.9	1
4.5.93	0.2	0.3	0.6	0.8	1.2
Moyenne	1.2	1.4	0.4	1	1.9
Ecart-type	0.6	0.7	0.5	0.6	0.7



Annexe:8

a)Valeurs de la DBO5(mg/l)

Date	E0		E2	E3	D2
11.4.93	250*	520	500		160
18.4.93	600		600*	160	160
25.4.93	540	470	320	110	80
9.5.93	500	300	140	80	80
Moyenne	547	430	320	113	120
Ecart-type	41	94	147	37	40

Rémarques: -Faute d'appareils,les mésures pour le 2-5-93 n'ont pas pu etre effectuées
- Les valeurs avec * n'ont pas été prises en compte

b)Exemple de suivi journalier de la DBO5

Date	E0	E1	E2	E3	D2
5.5.93	260	160	80	20	80
6.5.93	360	220	100	20	50
7.5.93	440	240	120	30	60
8.5.93	480	260	140	50	80
9.5.93	500	300	140	70	80

CALCUL DES CHARGES ORGANIQUES AU NIVEAU DES BASSINS DE LA FILIERE

La Charge organique est donnée par:

λ (Kg/ha.j)=10E+04*DBO5(Kg/m3)*Q(m3/j)/S(m2)

avec Q:Débit entrant dans la filière
S:Surface du bassin
DBO5:Charge à l'entrée du bassin

Premier bassin:B.I.1
Q=22.5m3/j
S=62m2 on a:λ 1=10E+04*430*10E-06/10E-03*22.5/62 = 1560kg/ha.J
DBO5=430mg/l

λ 1=1560Kg/ha.j

Second bassin:B.I.2
Q=22.5m3/j
S=340m2 on a:λ 2=10*320*22.5/340=212Kg/ha.j
DBO5=320mg/l

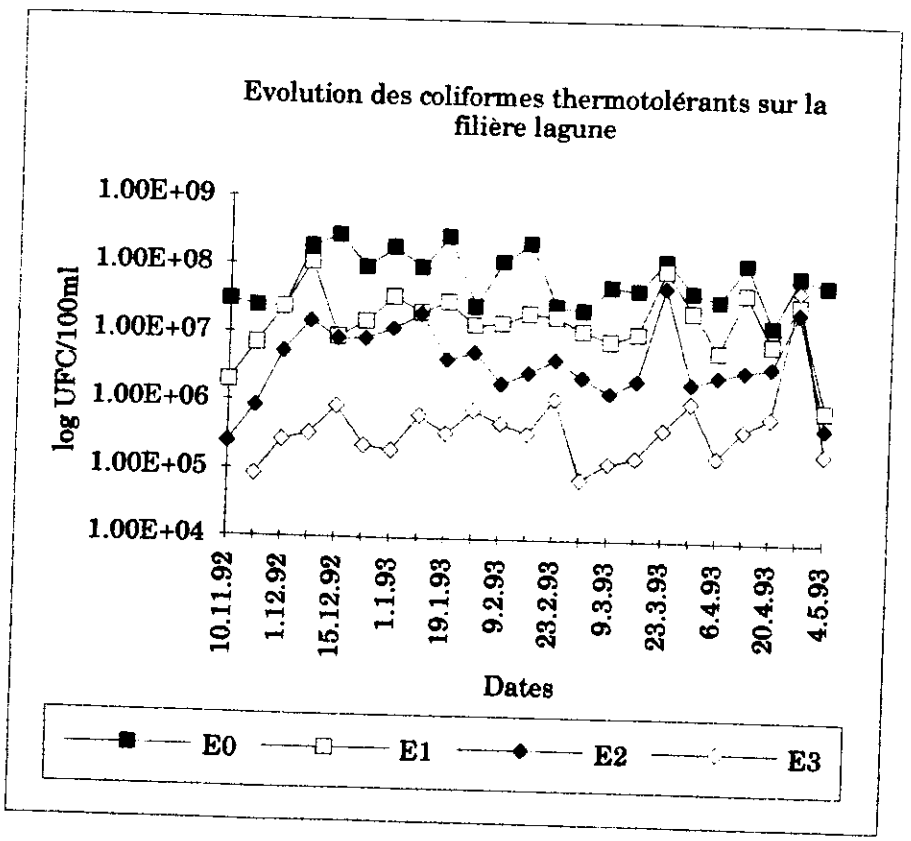
λ2=212Kg/ha.j

Annexe 9: Résultats des mésures journalières de Température,PH et Oxygène dissous (11-5-93)

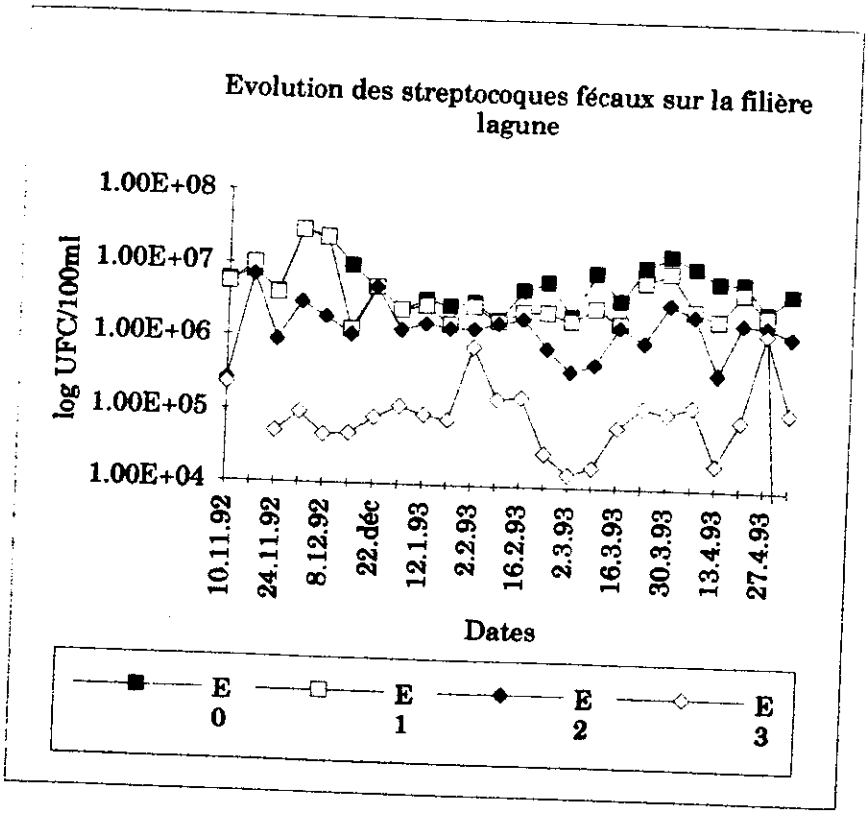
	Heure	6h	7h	8h	9h	10h	15h	16h	17h	18h	19h	20h	21h	22h	Moyenne	Ecart Type
E0	PH	7.4	7,6	7,4	7,1	7,1	7,9	7,7	7,9	7,5	7,6	7,8	7,8	7,8	7,6	0,2
	T(°c)	33,1	32,0	32,9	34,1	34,1	33,3	33,1	33,7	34,1	33,1	33,3	33,2	32,9	33,3	0,4
	O2(mg/l)	0,2	0,3	0,3	0,2	0,7	0,3	0,6	0,2	0,3	0,3	0,3	0,3	0,1	0,3	0,1
E1	PH	7,0	7,0	7,2	7,2	7,0	7,0	7,2	7,2	7,1	7,1	7,3	7,2	7,2	7,1	0,1
	T(°c)	32,5	32,1	32,6	33,2	33,1	33,5	33,9	33,8	33,5	33,3	33,4	33,2	33,0	33,2	0,4
	O2(mg/l)	1,7	2,7	2,2	1,6	2,1	0,2	0,2	0,1	0,8	1,8	0,5	1,0	0,6	1,2	0,8
E2	PH	6,6	6,6	6,7	6,7	6,6	6,7	6,7	6,7	6,7	6,6	6,8	6,8	6,8	6,7	0,1
	T(°c)	30,4	30,4	30,6	31,2	31,6	31,7	31,7	31,7	31,9	31,5	31,6	31,4	31,5	31,3	0,4
	O2(mg/l)	0,9	0,5	0,5	0,2	0,6	0,3	0,5	0,4	0,7	0,5	0,9	0,8	0,5	0,6	0,2
E3	PH	7,9	8,1	8,0	8,0	7,9	7,9	7,9	7,9	7,8	7,8	7,9	7,9	8,0	7,9	0,1
	T(°c)	28,4	28,7	28,7	29,6	30,2	29,7	29,8	29,6	29,7	29,2	29,4	29,2	29,5	29,4	0,4
	O2(mg/l)	0,4	1,9	3,5	3,5	3,0	0,8	0,1	0,2	0,2	0,1	0,1	0,3	0,1	1,1	1,2
D2	PH	6,8	7,0	7,1	7,1	7,2	7,1	7,2	7,2	7,2	7,2	7,3	7,3	7,3	7,2	0,1
	T(°c)	29,8	29,7	29,7	31,2	32,2	31,9	31,5	30,9	30,5	30,3	29,9	30,1	29,8	30,6	0,7
	O2(mg/l)	1,6	1,4	1,9	2,4	2,2	0,9	2,1	2,0	3,1	3,3	3,2	2,5	2,5	2,2	0,5

ANNEXE 10

	COLIFORMES THERMOTOLERANTS (ufc/100ml)				
DATE	E0	E1	E2	E3	D2
10.11.92	3.00E+07	2.00E+06	2.50E+05		
24.11.92	2.50E+07	7.10E+06	8.40E+05	8.50E+04	2.00E+06
1.12.92	2.40E+07	2.40E+07	5.40E+06	2.70E+05	5.80E+06
8.12.92	1.90E+08	1.10E+08	1.50E+07	3.40E+05	6.00E+07
15.12.92	2.80E+08	8.90E+06	8.40E+06	8.50E+05	1.10E+07
22.déc	9.30E+07	1.50E+07	8.50E+06	2.30E+05	2.70E+06
1.1.93	1.90E+08	3.50E+07	1.20E+07	2.00E+05	1.30E+07
12.1.93	9.50E+07	2.10E+07	2.00E+07	6.60E+05	5.00E+06
19.1.93	2.80E+08	3.00E+07	4.40E+06	3.60E+05	1.50E+07
2.2.93	2.60E+07	1.40E+07	5.60E+06	7.90E+05	5.20E+06
9.2.93	1.20E+08	1.50E+07	2.00E+06	5.20E+05	1.60E+06
16.2.93	2.30E+08	2.10E+07	2.90E+06	3.70E+05	2.00E+06
23.2.93	2.70E+07	1.90E+07	4.50E+06	1.20E+06	6.90E+05
2.3.93	2.40E+07	1.20E+07	2.50E+06	8.00E+04	2.10E+06
9.3.93	5.30E+07	8.50E+06	1.50E+06	1.40E+05	1.70E+06
16.3.93	4.70E+07	1.10E+07	2.30E+06	1.70E+05	2.80E+06
23.3.93	1.30E+08	9.30E+07	5.30E+07	4.40E+05	4.60E+07
30.3.93	4.50E+07	2.30E+07	2.10E+06	1.10E+06	2.20E+06
6.4.93	3.40E+07	6.30E+06	2.70E+06	1.80E+05	2.60E+06
13.4.93	1.20E+08	4.40E+07	3.30E+06	4.50E+05	2.30E+06
20.4.93	1.50E+07	8.00E+06	3.80E+06	7.00E+05	3.50E+06
27.4.93	8.10E+07	3.10E+07	2.40E+07	5.00E+07	2.20E+07
4.5.93	6.00E+07	9.00E+05	5.00E+05	2.10E+05	5.00E+06
Moyenne	9.60E+07	2.40E+07	8.00E+06	4.50E+05	
Ecart-type	8.20E+07	2.60E+07	1.14E+07	3.10E+05	



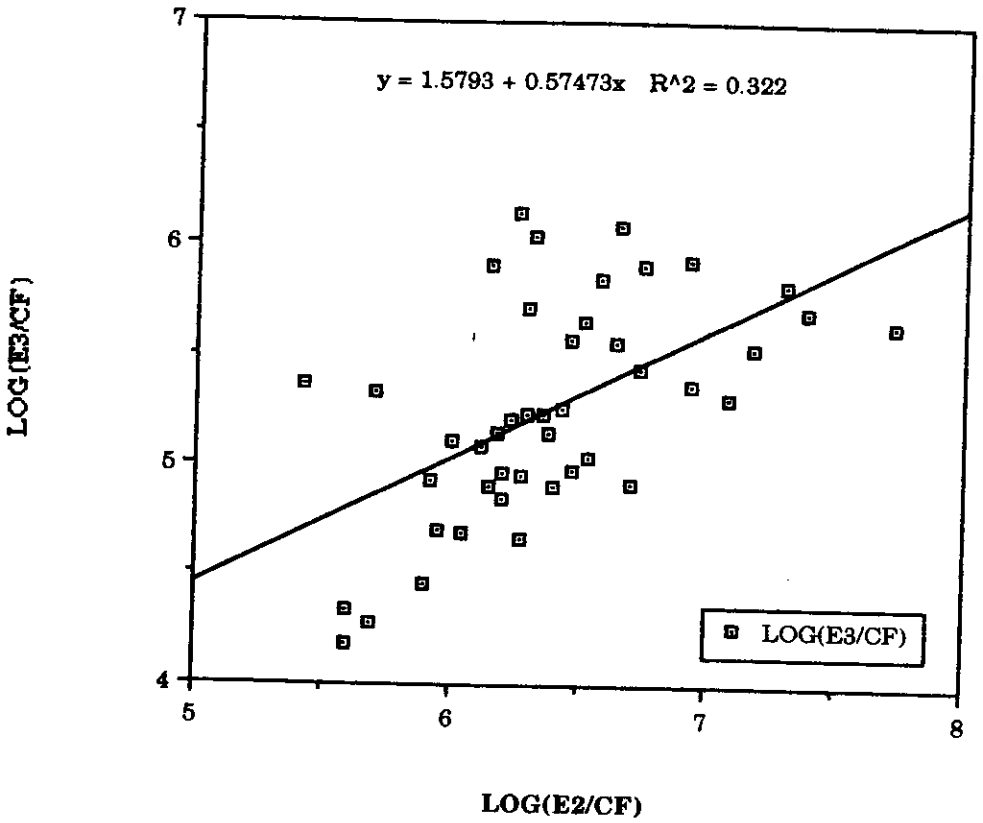
DATE	STREPTOCOQUES FECAUX (ufc/100ml)				
	E0	E1	E2	E3	D2
10.11.92	6.00E+06	5.50E+06	2.60E+05	2.30E+05	
17.11.92	8.00E+06	1.00E+07	7.00E+06		2.30E+06
24.11.92	4.20E+06	4.00E+06	9.00E+05	5.00E+04	2.10E+06
1.12.92	2.90E+07	2.90E+07	3.00E+06	9.40E+04	4.70E+06
8.12.92	2.40E+07	2.30E+07	1.90E+06	4.60E+04	1.60E+07
15.12.92	9.90E+06	1.30E+06	1.10E+06	4.80E+04	1.00E+06
22.déc	5.00E+06	5.00E+06	5.00E+06	8.30E+04	2.00E+06
1.1.93	2.50E+06	2.50E+06	1.30E+06	1.20E+05	1.30E+06
12.1.93	3.50E+06	2.90E+06	1.60E+06	9.30E+04	5.60E+05
19.1.93	2.90E+06	1.60E+06	1.40E+06	8.00E+04	4.40E+05
2.2.93	3.30E+06	2.90E+06	1.40E+06	7.90E+05	2.90E+05
9.2.93	1.90E+06	1.80E+06	1.70E+06	1.60E+05	2.70E+05
16.2.93	5.00E+06	2.50E+06	2.00E+06	1.70E+05	5.60E+05
23.2.93	6.60E+06	2.50E+06	7.90E+05	2.90E+04	2.00E+04
2.3.93	2.20E+06	1.90E+06	3.90E+05	1.50E+04	3.60E+05
9.3.93	9.10E+06	2.90E+06	4.90E+05	1.90E+04	3.60E+05
16.3.93	3.80E+06	1.80E+06	1.60E+06	6.90E+04	1.20E+06
23.3.93	1.10E+07	6.90E+06	1.00E+06	1.30E+05	8.20E+05
30.3.93	1.60E+07	9.30E+06	3.40E+06	1.10E+05	1.80E+06
6.4.93	1.10E+07	2.80E+06	2.40E+06	1.40E+05	2.10E+06
13.4.93	7.00E+06	2.10E+06	3.90E+05	2.20E+04	3.80E+05
20.4.93	7.00E+06	5.00E+06	1.90E+06	9.00E+04	1.50E+04
27.4.93	2.80E+06	2.50E+06	1.80E+06	1.40E+06	1.40E+05
4.5.93	5.00E+06	3.90E+00	1.30E+06	1.20E+05	9.00E+05
Moyenne	7.80E+06	5.60E+06	1.80E+06	1.80E+05	
Ecart-type	6.60E+06	6.60E+06	1.50E+06	3.00E+05	



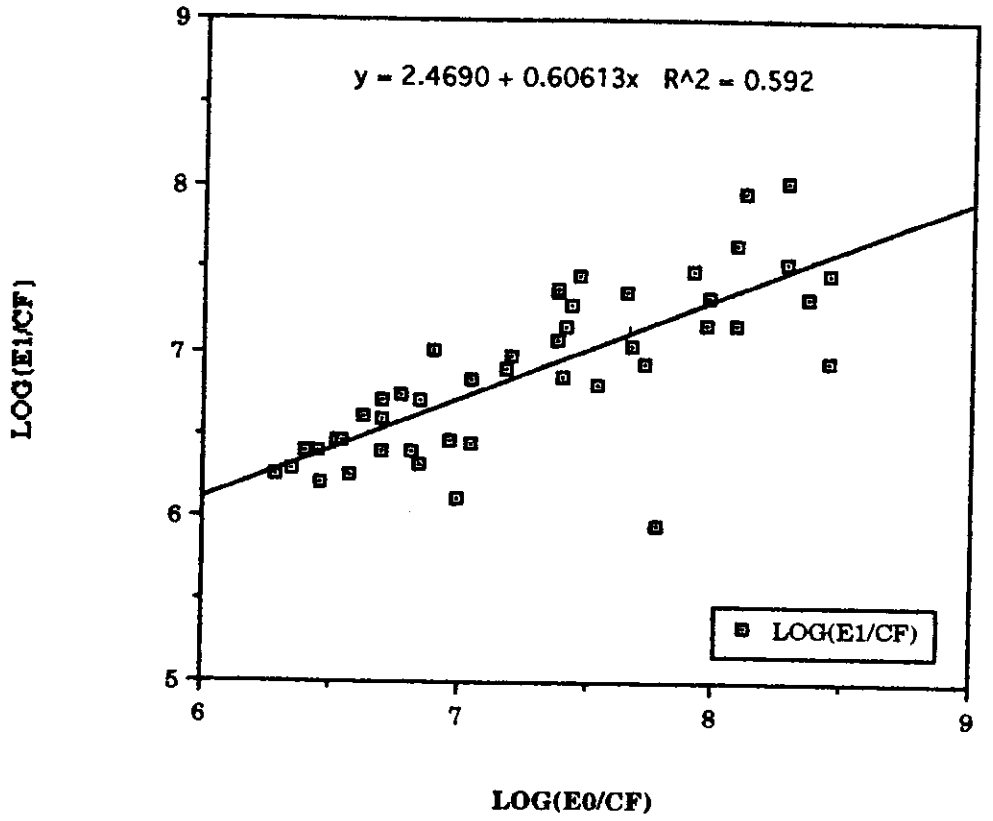
	ABATTEMENT SUR LA FILIERE LAGUNE (Ulog)							
	COLIFORMES THERMOTOLERANTS				STREPTOCOQUES FECAUX			
DATE	Décanteur	B.I.1	B.I.2	Filière	Décanteur	B.I.1	B.I.2	Filière
10.11.92	1.2	0.9			0	1.3	0	1.4
24.11.92	0.6	0.9	1	2.5	0	0.6	1.3	1.9
1.12.92	0	0.7	1.3	2	0	1	1.5	2.5
8.12.92	0.2	0.9	1.6	2.8	0	1.1	1.6	2.7
15.12.92	1.5	0	1	2.5	0.9	0	1.4	2.3
22.12.92	0.8	0.3	1.6	2.6	0	0	1.8	1.8
1.1.93	0.7	0.6	1.8	2.9	0	0.3	1	1.3
12.1.93	0.7	0	1.5	2.2	0	0.3	1.2	1.6
19.1.93	1	0.8	1.1	2.9	0.3	0	1.2	1.6
2.2.93	0.3	0.4	0.9	1.5	0	0.3	0.2	0.6
9.2.93	0.9	0.9	0.6	2.4	0	0	1	1.1
16.2.93	1	0.9	0.9	2.8	0.3	0	1.1	1.5
23.2.93	0.2	0.6	0.6	1.4	0.4	0.5	1.4	2.4
2.3.93	0.3	0.7	1.5	2.5	0	0.7	1.4	2.2
9.3.93	0.8	0.8	1	2.6	0.5	0.8	1.4	2.7
16.3.93	0.6	0.7	1.1	2.4	0.3	0	1.4	1.7
23.3.93	0.2	0.2	2.1	2.5	0.2	0.8	0.9	1.9
30.3.93	0.3	1	0.3	1.6	0.2	0.4	1.5	2.2
6.4.93	0.7	0.4	1.2	2.3	0.6	0	1.2	1.9
13.4.93	0.4	1.1	0.9	2.4	0.5	0.7	1.2	2.5
20.4.93	0.3	0.3	0.7	1.3	0.1	0.4	1.3	1.9
27.4.93	0.4	0.1	1.7	2.2	0	0.1	0.1	0.3
4.5.93	1.8	0.3	0.4	2.5	0.1	0.5	1	1.6
Moyenne	0.6	0.6	1.1	2.3	0.2	0.4	1.1	1.9
Ecart-Type	0.4	0.3	0.5	0.5	0.2	0.4	0.5	0.6

ANNEXE 11

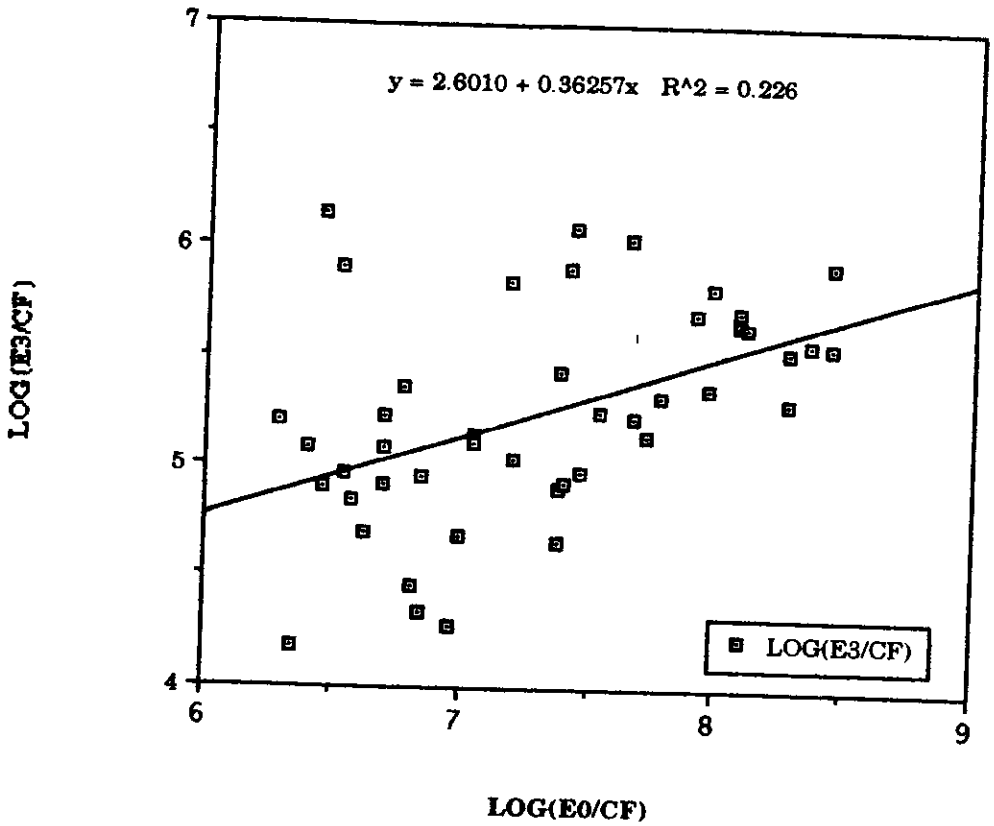
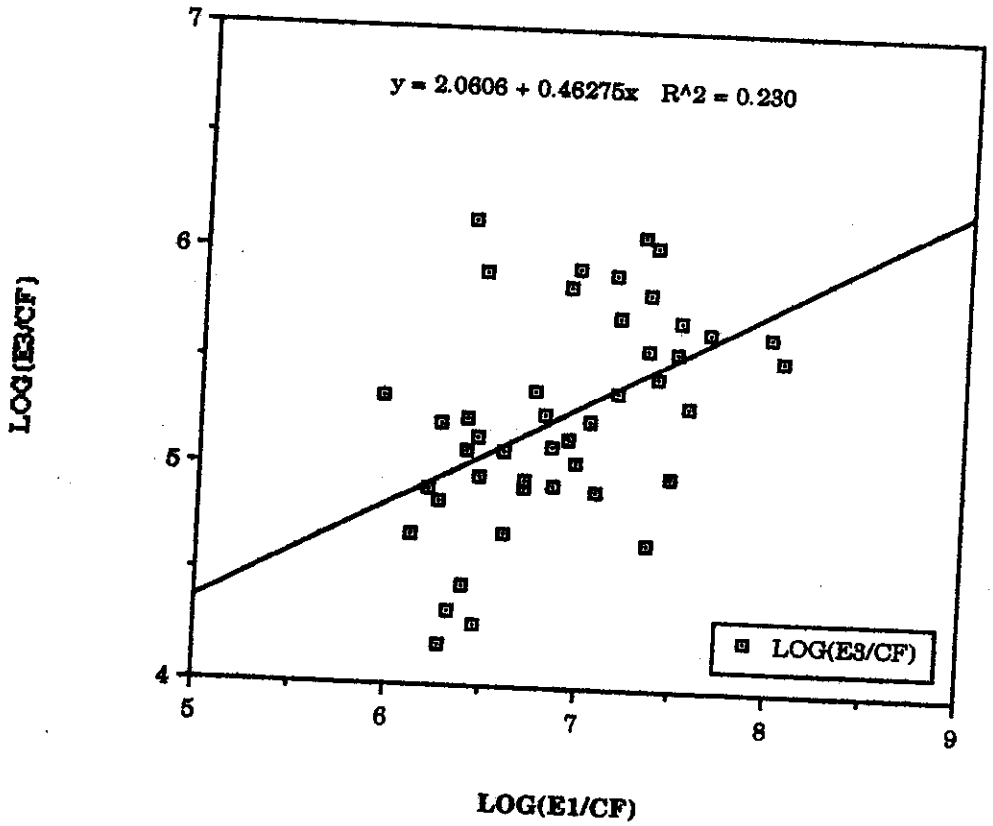
fig. 12 : Corrélation entre les abondances des coliformes à l'entrée et à la sortie de BI2



. 13 : Corrélation entre les abondances des coliformes à l'entrée et à la sortie du décanteur



: Corrélation entre les abondances des coliformes à l'entrée et à la sortie de la filière lagune



15 : Corrélation entre les abondances des coliformes à l'entrée de BI1 et à la sortie de BI2