

## Contractualisation

Section Régionale de la  
Conchyliculture de  
Marennes-Oléron

et

IFREMER/URAPC  
Unité de Recherche Aquacole  
en Poitou-Charentes

### BILAN DE L'ANNE 1996

par

**P. GOULLETQUER,**  
Rapporteur

- Cultures d'huîtres en eaux profondes
- Suivi de l'activité physiologique de *C. gigas* sur le banc de Ronce (mortalités anormales sur le banc de Ronce)
- Valorisation des claires ostréicoles

**Auteurs :** P. Gouletquer, Responsable URAPC  
O. Le Moine, P. Soletchnik, D. Razet, V. Turpin, J.M. Robert, P. Gras,  
N. Faury, P. Geairon, S. Taillade, M.I. Lodato, F. Lagarde

Janvier 1997



## INTRODUCTION

La contractualisation SRC/IFREMER–URAPC concernait en 1996 trois actions spécifiques :

- Expertise pour les cultures d'huîtres en eaux profondes,
- Suivi de l'activité physiologique sur le banc de Ronce,
- Valorisation des claires ostréicoles – optimisation du processus d'affinage.

**Le premier thème** n'a pu être abordé que via les différentes réunions préparatoires SRC Ré Centre Ouest, Marennes–Oléron et les commissions des cultures marines. Depuis l'accord de la CCM de La Rochelle en date du 11/04/1996, le dossier reste en attente d'un accord budgétaire des différents partenaires.

Les principales réunions concernant spécifiquement ce dossier ont été en 1996 :

- Commission Cultures Marines (17/01/96) à La Rochelle,
- Commission Cultures Marines (11/04/96) à La Rochelle,
- Commission Mixte (1/03/96) à Marennes.

**Le second thème** concerne le suivi de l'activité physiologique des huîtres creuses sur le banc ostréicole de Ronce–Perquis. La méthodologie est basée sur l'utilisation d'un valvomètre, mesurant individuellement l'activité valvaire de 8 huîtres, situé sur une concession de Perquis, où, en 1995, des mortalités anormales ont été observées. Acquis en août 1996, l'appareil a été déployé sur le terrain dès réception. Auparavant, afin de répondre à la demande formulée par le comité de Banc de Ronce et de la SRC Marennes–Oléron, un appareil similaire avait été emprunté, fin juin, auprès de l'IFREMER La Trinité, pour être mis sur le terrain dès le début juillet 1996.

Une acquisition de données a été effectuée en juillet. Le nouvel appareil réceptionné début août étant défectueux, les données au mois d'août n'ont pu être obtenues. Depuis septembre, les enregistrements sont effectués en continu sans interruption.

Le valvomètre est utilisé en tant que sentinelle de l'environnement de l'huître. Une pollution du milieu se concrétiserait par une fermeture marquée des valves d'huîtres observable à l'enregistrement. Le valvomètre ne peut constituer qu'un élément de suivi dans la

problématique des mortalités sur Ronce les Bains. Pour cette raison, différents programmes et suivis complètent cette approche.

**Le dernier programme** « valorisation des claires ostréicoles » en est dans sa 3ème année d'expérimentation. Après la caractérisation du marais expérimental d'un point de vue performances biologiques (1ère année), une analyse du fonctionnement de l'écosystème et les premiers tests d'amendements minéraux ont été réalisés en 1995 afin de favoriser la production primaire sous forme de blooms phytoplanctoniques en discontinu. Parallèlement, des tests biologiques en laboratoire de la fertilité potentielle des eaux de marais vis à vis de la navicule ont été effectués. La troisième année d'expérimentation a permis de prolonger l'analyse détaillée du fonctionnement de l'écosystème « claires ostréicoles » en période d'affinage, tester une méthodologie de production phytoplanctonique en continu permettant d'accroître la disponibilité en nourriture. En laboratoire, l'impact de la présence d'huîtres *C. gigas* sur la fertilité potentielle des eaux de claires vis à vis de la navicule a également été testé. De plus, des expérimentations *in situ* ont eu pour objectif d'évaluer en conditions réelles mais en petits volumes, l'efficacité d'amendements sur la prolifération d'*Haslea ostrearia*.

Les documents qui suivent concernent les deux thématiques pré-citées : 1\*) la valorisation des claires ostréicoles et 2\*) le problème des mortalités anormales d'huîtres sur les bancs de Ronce les Bains et Perquis.

Le premier thème concerne les rapports suivants :

- Optimisation de l'affinage en claires traditionnelles ostréicoles par complémentation en phytoplancton « fourrage », par Le Moine O. et al.
- Capacité trophique de l'écosystème « claires ostréicoles », par Soletchnik P. et al.
- Production de phytoplancton fourrage en bassins extérieurs, par Le Moine O. et al.
- Fertilité potentielle des eaux de claires ostréicoles de la région de Marennes–Oléron par *Haslea ostrearia* Simonsen en période d'affinage des huîtres, par Turpin V. et Robert J.M.



Le second thème concerne les rapports suivants :

- Tests préliminaires de toxicité des effluents de la station d'épuration de La Tremblade sur l'huître *C. gigas*, par Lagarde F.
- Données préliminaires sur l'activité valvaire des huîtres *C. gigas* sur les bancs ostréicoles de Ronce et Perquis par Le Moine O., Gouletquer P. et Geairon P.

Par ailleurs, l'important programme développé sur Ronce les Bains a permis la rédaction d'une thèse sur ce sujet en 1996 intitulée :

- Mortalité estivale de l'huître creuse *C. gigas* sur les bancs ostréicoles de Perquis et Ronce (Bassin de Marennes-Oléron) : étude des pratiques culturales et des caractéristiques biologiques et spatiales des élevages, par Lodato M.I.

Cependant, l'ensemble des données acquises en 1996 n'est pas encore entièrement analysé, en particulier les fluctuations des paramètres environnementaux qui seront abordés dans un document ultérieur.



**OPTIMISATION DE L’AFFINAGE EN CLAIRES  
TRADITIONNELLES PAR COMPLEMENTATION EN  
PHYTOPLANCTON « FOURRAGE »**

**Le Moine O., Geairon P., Razet D., Soletchnik P., Faury N., Taillade S.  
et Gouletquer P.**

# **Optimisation de l'affinage en claires traditionnelles par complémentation en phytoplancton "fourrage"**

**Le Moine O., Geairon P., Razet D., Soletchnik P., Faury N., Taillade S., Gouletquer P.**

**IFREMER /URAPC B.P. 133 17390 La Tremblade (France)**

## **Introduction**

Traditionnellement pratiqué dans les marais maritimes autour du bassin de Marennes Oléron, l'affinage des huîtres en claire est destiné à améliorer leur qualité. Le but recherché est un gain de poids de chair, et une augmentation des réserves glucidiques donnant une saveur particulière. Le savoir faire empirique des professionnels ne permet pas de pallier la variabilité importante de ces élevages, assujettis aux variations climatiques.

L'importance de cette phase de l'élevage, tant sur le plan qualitatif que commercial, nécessite l'optimisation et la fiabilisation de la technique classique de finition des huîtres *Crassostrea gigas*. Dans celle-ci, les claires sont renouvelées en période de vives-eaux dans des proportions allant de 0 à 80 % du volume d'eau. Cet apport constitue également un renouvellement de la ressource trophique en provenance de la baie (Soletchnik *et al.*, 1995). Dans le but de stabiliser cette ressource dans les claires, des essais de complémentation en phytoplancton de culture ont été réalisés par le Laboratoire URAPC de l'IFREMER à La Tremblade.

D'autres auteurs ont déjà travaillé sur des thématiques du même type, mais dans des techniques plus intensives (Baud *et al.*, 1995). L'originalité de la démarche du laboratoire est d'utiliser l'écosystème claire traditionnel avec apport complémentaire de phytoplancton vivant.

## **MATERIELS ET METHODES**

Les bassins de culture phytoplanctonique sont situés à proximité immédiate des claires expérimentales de l'IFREMER à Ronces les bains (Fig. 1). Ce sont des bassins de terre recouverts d'un "liner" plastique, garantissant leur étanchéité, et évitant tout échange entre l'eau et le sédiment. Ils sont équipés d'une évacuation PVC, reliée à un réseau d'évacuation comportant un stockage aval. Ce dispositif hydraulique est indépendant de celui des claires. Ils est alimenté par pompage dans une réserve amont renouvelée par des coefficients de marée supérieurs à 75. L'eau de pompage, ainsi décantée, est plus favorable au développement algal (Hussenot et Brossard, 1995). L'eau d'alimentation est filtrée sur des filtres de gaze à bluter de 200  $\mu\text{m}$ , afin d'éviter l'introduction de brouteurs (zoo plancton, et en particulier copépodes).

Ces enceintes de culture sont au nombre de cinq, de façon à pouvoir assurer la fourniture en continu de phytoplancton dans les claires. La durée moyenne prévue pour le développement de la culture est de 3 jours ; l'utilisation (distribution dans les claires) dure une journée, et un dernier jour est réservé au nettoyage et réensemencement. Le cycle est de 5 jours, et nécessite 5 bassins (Hussenot et Brossard, 1995). La surface unitaire est de 100 m<sup>2</sup>, pour une hauteur utile de 70 cm, soit un volume utile maximal de 70 m<sup>3</sup>.

Pourtant couramment utilisée dans ce type de cultures, aucun système d'aération n'a été installé dans ces structures ; tant pour des raisons de simplicité que de coût d'investissement comme de fonctionnement. Il est cependant acquis que le rendement serait supérieur en cultures aérées. (Baud *et al.*, 1995) .

Une pompe immergée permet, en fin de culture, le pompage du phytoplancton pour sa distribution aux huîtres, via un réseau PVC destiné à répartir celui-ci par gravité sur toute la longueur de la claire.

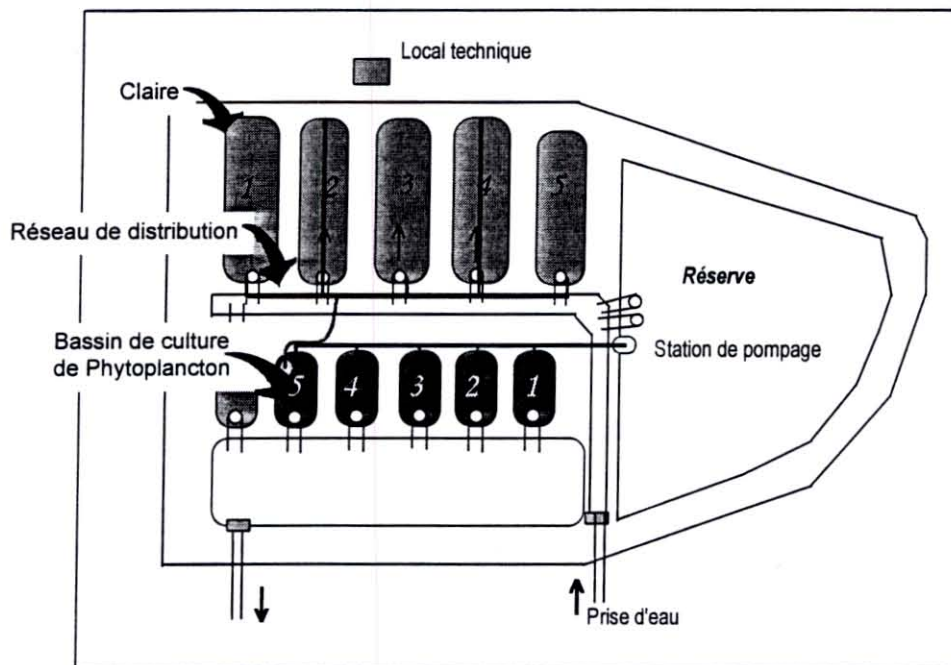


Figure 1: Installations expérimentales

Quatre claires d'affinage sont utilisées dans cette expérimentation, deux témoins et deux complétées en phytoplancton. Ce sont des claires traditionnelles, à fond et berges de terre. Leur surface est de 450 m<sup>2</sup>, et la hauteur d'eau varie de 30 à 50 cm. La densité est de 20 huîtres au m<sup>2</sup>, semées à plat.

Un local technique abrite l'appareillage de mesures et d'enregistrement.



## Cultures phytoplanctoniques

Les bassins sont nettoyés et rincés à grande eau avant tout ensemencement, afin de démarrer les cultures dans les conditions les plus propres et les plus standard possibles.

La fertilisation se fait au moment du remplissage. Les produits poudreux sont disposés dans les "chaussettes" filtres, les autres distribués à l'arrosoir à l'arrivée d'eau. La formule utilisée est celle mise au point par Hussenot et Brossard (1995) (Tab. 1).

Tableau 1 : Fertilisants : Produits et quantités nécessaires pour 100 m<sup>3</sup> de culture

| Dénomination commerciale | Quantité journalière pour 100 m <sup>3</sup> |
|--------------------------|--|
| Chlorure d'Ammonium      | 808 g  |
| Triphosphate             | 240 g  |
| Métasilicate de sodium   | 1591 g                                       |
| Chlorure de fer          | 41 g   |
| Sulfate de Manganèse     | 27 g   |

Ces quantités (Tab. 1) sont prévues pour une densité maximale de culture d'environ 500 000 cellules par millilitre. Le nombre de cellules nécessaires par jour pour des huîtres de cette taille (50 g) est d'un milliard (Baud *et al.*, 1995 ; Gautier *et al.*, 1993). Dans le cadre de cette expérimentation une production journalière de 33,5 m<sup>3</sup> de culture à 500 000 cellules par millilitre est nécessaire.

Diverses techniques se présentent pour le démarrage de la culture (Hussenot et Brossard, 1995) :

- inoculum naturel (population initiale l'eau de pompage),
- inoculum provenant d'un autre bassin,
- relance de la culture du même bassin par dilution et fertilisation dans la même enceinte (culture "en semi continu") (Gautier *et al.*, 1993).

Ces trois méthodes ont été testées. Elles ont chacune leurs avantages et leurs inconvénients :

La première a l'inconvénient de la durée : la population algale de départ est à très faible densité. Le temps nécessaire pour atteindre la densité maximale dure un ou deux jours de plus que la seconde méthode. La souche "jeune" est susceptible d'avoir de meilleures performances.

La seconde présente le risque d'une population vieillissant par repiquages successifs, et peut "dévier" vers des espèces différentes, moins intéressantes en terme de qualité de fourrage. C'est la technique la plus couramment employée ; dans notre cas un inoculum de départ de 20 % pris sur un bassin en "pic" de densité cellulaire a été utilisé, de façon à accélérer la rotation des cultures.

La dernière solution a le même inconvénient que la première, amplifié par le fait que cette technique élimine le nettoyage de la structure entre deux cultures.

## Suivi expérimental

Le suivi des cultures de phytoplancton associées à l'élevage porte essentiellement sur des mesures de fluorescence, et plus épisodiquement de numérations cellulaires des cultures. La fluorescence est mesurée au fluorimètre, et les comptages sont réalisés sous microscope à la cellule hématimétrique de Malassez. Les populations dominantes ont été déterminées à chaque comptage. Des observations détaillées ont été faites par le Laboratoire D.E.L. de La Tremblade (Fouché, com. pers).

Dans les claires sont enregistrées en continu les données physico-chimiques (température, salinité, turbidité et pH) à l'aide d'une sonde multiparamétrique YSI, transférée régulièrement d'une claire complétée à une témoin (Soletchnik *et al.*, 1995). La fluorimétrie est mesurée en continu également au fluorimètre Turner. La météorologie (e.g., vent, pluviométrie) et les hauteurs d'eau dans la claire appareillée sont également enregistrées sur toute la durée d'élevage.

Les échantillons d'huîtres sont prélevés à réception le 4/09, 15 jours après une période "d'acclimatation", le 7/11 et en fin d'élevage le 4/12, soit deux mois après réception. La distribution de phytoplancton a débuté après la période d'acclimatation.

## RESULTATS - DISCUSSION

### Cultures phytoplanctoniques

Un total de 32 bassins de culture ont ainsi été initiés sur une période du 11 octobre au 7 décembre 1995. La production totale est de 1 723 m<sup>3</sup>, dont 1 113 ont été distribués aux huîtres.

Les espèces majoritaires ont toujours été *Skeletonema costatum*, et *Nitzschia longissima*, avec prédominance de l'une ou l'autre espèce selon les cultures. La détermination plus fine réalisée par le laboratoire DEL, montre un grand nombre d'espèces secondaires (*Naviculacea* et *Chaetoceros sp.* principalement) présentes dans les cultures.

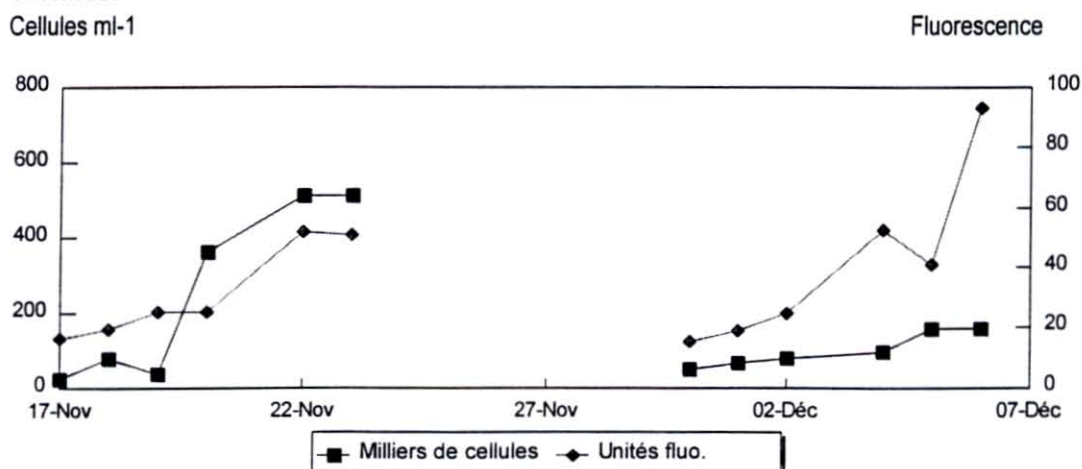


Figure 2: Exemple de données de suivi des blooms phytoplanctoniques.



Les résultats obtenus présentent une forte variabilité. Les concentrations cellulaires initiales (Fig.2) s'échelonnent de 5 à 6 000 cellules par millilitre (bassin non inoculé), jusqu'à 200 000 (bassin inoculé). Le temps de développement des cultures varie de deux à cinq jours. Les densités maximales atteintes se situent dans une fourchette de 100000 à 660000 cellules par millilitre.

On note la faible corrélation des mesures fluorimétriques avec les numérations cellulaires.

Plusieurs raisons expliquent ces différentes variations :

- **variabilité météorologique**, de température, de durée et d'intensité de l'ensoleillement. Celles ci influencent directement la cinétique des cultures.

- **variabilité méthodologique**, due à un manque de pratique dans les techniques de comptage. En effet, au moins en début de la période expérimentale, le temps de décantation avant lecture a pu être insuffisant et induire une sous évaluation de la numération.

- **variabilité biologique** de la réponse à la mesure fluorimétrique. Le niveau de la réponse est influencé par la proche histoire des cellules végétales (Hussenot et Brossard, 1995). Cette mesure de la chlorophylle n'est donc pas directement corrélée avec la densité cellulaire de l'échantillon. La teneur cellulaire en chlorophylle varie avec l'intensité lumineuse (Brault *et al.*, 1994). Ces auteurs remarquent en effet que celle-ci augmente en luminosité réduite.

Les mesures fluorimétriques dans la claire d'affinage (Fig. 3) ont été moyennées sur une heure, avant et après transfert de la sonde d'une claire à l'autre, et stabilisation de la claire après les perturbations provoquées par la manoeuvre. Ce mode de représentation est effectué afin d'obtenir un historique cellulaire les plus homogènes possibles entre les deux claires et ainsi minimiser les différences de réponse fluorimétrique. Elles montrent un effet positif de l'apport de phytoplancton (Fig. 3).

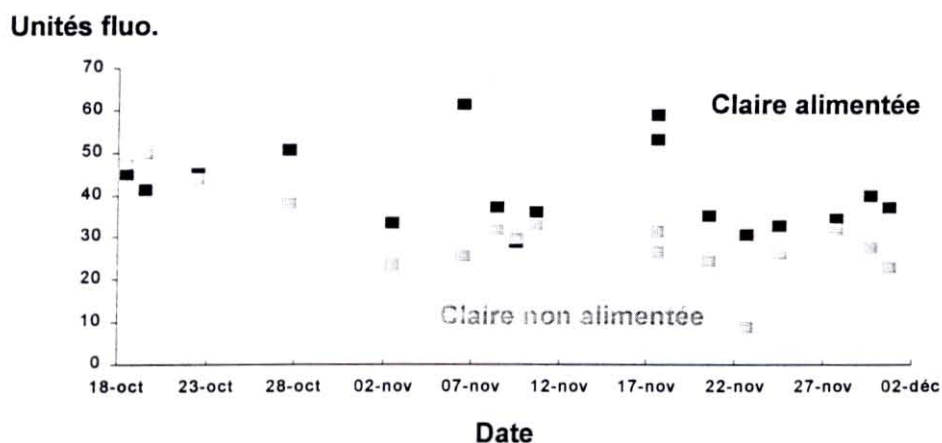


Figure 3: Moyennes des mesures fluorimétriques sur 1 heure avant et après transfert de la sonde, d'une claire alimentée à une non alimentée.



## Production secondaire

L'examen de l'évolution des poids frais (Fig. 4) montre une perte dès le début de l'élevage, qui est peu à peu compensée dans le cas des claires complémentées. Cette décroissance est continue pendant un mois dans le cas des claires non complémentées. D'autres auteurs (Blachier, com. pers.) ont fait la même observation à une charge d'élevage identique.

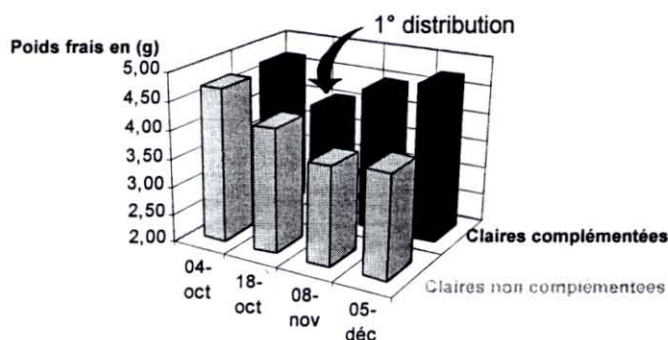


Figure 4: évolution du poids frais au cours de la période.

Dans le cas du poids sec (Fig. 5), la même observation que précédemment peut être effectuée. Cependant en absence de complémentation, celui-ci décroît jusqu'à la fin d'élevage avec une perte globale de 27 % du poids initial. Les claires complémentées récupèrent exactement en fin d'élevage le poids sec initial. Dans ce dernier cas, 45 jours de complémentation en phytoplancton sont nécessaires pour récupérer l'amaigrissement des 15 premiers jours "d'acclimatation".

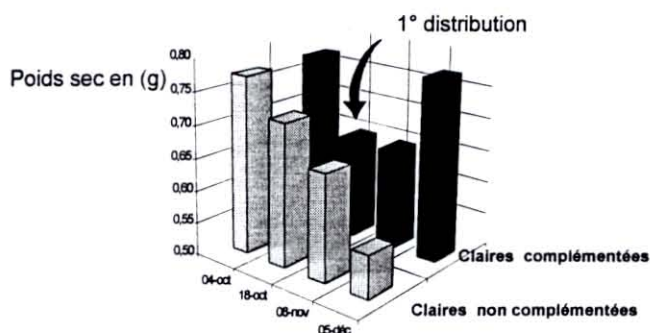


Figure 5: évolution du poids sec durant la période.

L'indice de condition en poids frais ( $100 \times \text{Poids total} / \text{Poids frais de chair}$ ) montre une tendance similaire pour les claires témoin (Fig. 6). Dans les claires complémentées, on observe que l'indice final reste inférieur à la valeur initiale. La perte globale est de

0,66 point d'indice. Celle-ci ne représente que la moitié de la perte résultant de la période sans apport complémentaire.

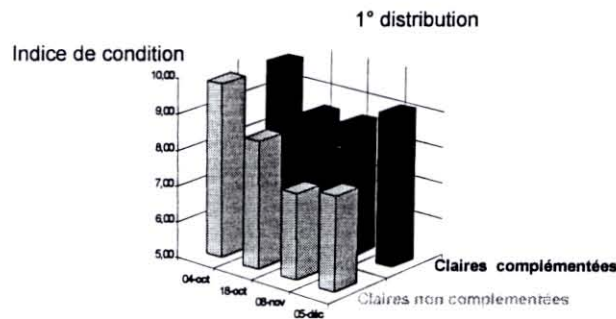


Figure 6: évolution de l'indice de condition en poids frais sur la période.

Le gain apporté par la complémentation est calculé par la différence en poids sec entre claire témoin et claire complétementée. Il est de 0,21 g par individu. Une augmentation de 1g de poids sec a nécessite  $45,2 \cdot 10^6$  cellules, en accord avec Baud et al. (1995) qui notent en élevage intensif un apport de  $56,7 \cdot 10^6$  cellules pour un gain de 1g en poids sec.

## **Conclusion**

L'expérience décrite a montré comment les limites du système traditionnel, à de telles charges en huîtres, sont atteintes, et même dépassées, au vu de l'évolution du poids sec. Malgré la variabilité des résultats obtenus sur les cultures, on constate que des blooms phytoplanctoniques peuvent être obtenus sur la période hivernale considérée. L'apport complémentaire de phytoplancton de culture a un effet significatif et positif sur les différents paramètres de poids de chair.

Des améliorations peuvent être apportées au système par:

- l'apport du complément trophique dès le début d'élevage pour éviter l'amaigrissement des huîtres durant la période initiale d'affinage en automne-hiver.
- le passage à des cultures de type continu. Celles-ci présentent un meilleur rendement biologique ainsi qu'une optimisation de la main d'oeuvre (Lefebvre S. et Hussenot J., com. pers). Ceci devrait permettre d'optimiser les blooms et d'arriver à la consommation totale des produits fertilisants pour une meilleure qualité de rejets.
- l'utilisation maximale de systèmes hydrauliques en gravitaire en vue d'économies tant d'investissement que de fonctionnement.

Toutefois, on peut se poser la question des résultats que l'on pourrait attendre d'un lot d'huîtres de moindre qualité initiale. Il est d'autre part impératif d'affiner et de confirmer ces premiers résultats avant toute validation économique.

## Références

- Baud J.P., Brisset E. et Cardinal M., 1995.** Affinage contrôlé en bassin de l'huître creuse *Crassostrea gigas*. RIDRV-95-17/RA-BOUIN, BOUIN, France, 35 p.
- Braut I, Baud J.P. et Haure J., 1994.** Faisabilité biologique de l'élevage intensif en bassin de l'huître plate *Ostrea edulis*. RIDRV-94-21/RA-BOUIN, BOUIN, France, 50p.
- Gautier D., Ledu C., Hussenot J. et Gérard A., 1993.** Production en masse de *Skeletonema costatum* en bassins extérieurs par fertilisation minérale: étude d'un cycle estival. RIDRV-93-33-RA/CREMA-L'HOUMEAU/LA TREMBLADE, 35p.
- Hussenot J. et Brossard N., 1995.** Premiers essais automnaux de culture de diatomées en masse (24 m<sup>3</sup>) sur eau de mer fertilisée (N/P/Si). Culture sans ensemencement et conditions limitantes. *Rapport contrat de plan IFREMER-Région Poitou Charentes. Année 1994* : 84-105.
- Soletchnik P., Razet D., Gouletquer P., Geairon P., Le Moine O. et Faury N., 1995.** Analyse de la capacité trophique de l'écosystème "claires ostréicoles" dans le cadre de l'affinage de l'huître creuse *Crassostrea gigas* (Bassin de Marennes-Oléron). RIDRV- 95-24/ La Tremblade, 43 p.



# **VALORISATION DES CLAIRES OSTREICOLES**

## **CAPACITE TROPHIQUE DE L'ECOSYSTEME**

### **« CLAIRES OSTREICOLES »**

**Soletchnik P., Razet D., Gouletquer P., Geairon P., Le Moine O.,  
Faury N.**

## **PRODUCTION DE PHYTOPLANCTON FOURRAGE EN BASSINS**

### **EXTERIEURS**

**Le Moine O., Razet D., Gouletquer P., Soletchnik P., Geairon P.,  
Faury N.**

# Sommaire

|  | Pages |
|--|-------|
| <b>I. INTRODUCTION</b>   | 1     |
| <b>II. MATERIELS ET METHODES</b>   | 2     |
| <b>2.1. Site expérimental</b>  | 2     |
| <b>2.2. Expérimentation 1994 – 1995</b>  | 3     |
| <i>2.2.1. Stratégie d'échantillonnage</i>  | 3     |
| <i>2.2.2. Calibration des signaux continus</i>   | 3     |
| <i>2.2.3. Analyses biologiques</i>   | 3     |
| <i>2.2.3.1. Analyses hydrologiques</i>   | 3     |
| <i>2.2.3.2. Analyses sur la chair des huîtres</i>  | 6     |
| <i>2.2.3.3. Bilan de production</i>  | 6     |
| <b>2.3. Expérimentation 1995–1996</b>  | 7     |
| <i>2.3.1. Fertilisation des bassins</i>  | 7     |
| <i>2.3.2. Suivis expérimentaux</i>   | 8     |
| <b>III. RESULTATS</b>  | 8     |
| <b>3.1. Expérimentation 1994–1995</b>  | 8     |
| <i>3.1.1. Hydrodynamisme des claires ostréicoles</i>   | 8     |
| <i>3.1.1.1. Calcul du taux de renouvellement</i>   | 8     |
| <i>3.1.1.2. Modélisation de l'alimentation en eau des claires</i>                              | 9     |
| <i>3.1.1.3. Modélisation de la hauteur d'eau</i>   | 9     |
| <i>3.1.2. Capacité trophique de la claire ostréicole</i>                                       | 11    |
| <i>3.1.2.1. Comparaison de la ressource trophique de la colonne d'eau et du sédiment</i>       | 11    |
| <i>3.1.2.2. Effet de la densité d'élevage sur la ressource trophique</i>                       | 12    |
| <i>3.1.3. Description en "continu" des ressources trophiques</i>                               | 13    |
| <i>3.1.4. Croissance</i>   | 15    |
| <i>3.1.5. Relation huîtres–milieu</i>  | 16    |
| <i>3.1.5.1. Modèle biologique de croissance appliqué aux conditions trophiques des claires</i> | 16    |

|   |    |
|---|----|
| 3.1.5.2. <i>Comparaison entre la production et le modèle écophysiological</i> | 18 |
| 3.1.6. <i>Discussion – Conclusion</i>   | 18 |
| 3.2. <b>Expérimentation 1995 – 1996</b>                                       | 22 |
| 3.2.1. <i>Production phytoplantonique</i>                                     | 22 |
| 3.2.1.1. <i>Aspect quantitatif</i>  | 22 |
| 3.2.1.2. <i>Aspect qualitatif</i>   | 24 |
| 3.2.2. <i>Discussion – Conclusion</i>   | 24 |
| <b>IV. REFERENCES</b>   | 26 |



## I. INTRODUCTION

Cette étude constitue une des trois actions engagées dans le cadre du Contrat de Plan IFREMER - Poitou-Charentes 1994-1998 sous l'intitulé **Valorisation des Claires Ostréicoles**. Les deux actions complémentaires concernent la compréhension et l'amélioration du verdissement des claires par l'espèce *Haslea ostrearia*, sous la direction du Pr. J.M. Robert de l'Université de Nantes / ISOMER et la production de masse de microalgues afin de stimuler la croissance de mollusques filtreurs sous la direction de Dr. J. Hussenot du CREMA L'Houmeau.

Ce programme répond directement à la demande des professionnels afin d'optimiser les conditions d'élevage de l'huître creuse *C. gigas* en période d'affinage qui à l'heure actuelle, ne permettent pas le contrôle de la qualité finale du produit. L'affinage en claires est destiné à améliorer la qualité du produit, par un gain de poids de chair, ainsi que par une augmentation des réserves glucidiques lui donnant une saveur particulière. L'objectif principal des professionnels étant, au terme de la période d'affinage, d'améliorer et de satisfaire les contraintes de la norme AFNOR de commercialisation d'huîtres de claires, 'fines' et 'spéciales' tout en contrôlant l'homogénéité de la qualité de leur cheptel.

Cette absence de contrôle est en partie due à une connaissance partielle du fonctionnement de l'écosystème "claires" ainsi que des processus influant directement la capacité trophique du marais. Plusieurs études ont été menées sur la colonne d'eau et sur l'interface eau-sédiment au moyen d'une stratégie de prélèvements discrets en périodes de mortes-eaux et vives-eaux (Deslous-Paoli, 1980 ; Nédhif, 1984 ; Gouletquer *et al.*, 1988 ; Rincé, 1978 ; Zanette, 1980). L'originalité de l'approche développée réside dans la description en continu, tout au long de la période d'affinage, des principaux paramètres descriptifs de la capacité trophique de la colonne d'eau, ainsi que des variables environnementales affectant celle-ci. Cette acquisition constitue un référentiel pour les expérimentations à venir et doit permettre la calibration du modèle écophysologique "huître" (Raillard, 1991 ; Bougrier *et al.*, 1995) sur cet écosystème.

Par ailleurs, les aménageurs ont le souci de valoriser au mieux les surfaces de marais disponibles dont les 3 000 ha de claires exploitées. Si actuellement 1 600 ha de marais sont officiellement déclarés aux Affaires Maritimes du Quartier de Marennes-Oléron, on estime à 3 000 ha la surface réellement en conditions d'exploitation. Pour une production annuelle de 30 à 40 000 t sur le Bassin de Marennes-Oléron, on peut estimer les besoins en marais ostréicoles autour de 3 à 4 000 ha afin d'affiner la totalité de la production aux densités réglementaires de 10 à 20 huîtres au m<sup>2</sup> définies par la Norme AFNOR (1985). Le développement de la technique d'élevage "Pousse en claires" devrait nécessiter des surfaces plus importantes à l'avenir. Par ailleurs, une amélioration de l'outil de travail est souhaitable dans de nombreux cas afin de passer à une échelle compatible avec les contraintes économiques et réglementaires actuelles.

Au cours de cette deuxième année d'expérimentation en claires ostréicoles traditionnelles du Bassin de Marennes-Oléron, les objectifs sont doubles :

- Continuer le développement d'un modèle de gestion des claires ostréicoles par l'exploitation des données acquises durant l'hiver 1994 - 1995,
- Réaliser une deuxième expérimentation en période d'affinage afin de tester l'option d'aménagement retenue en 1995. Elle a pour objectif d'accroître la production primaire limitée pendant cette période automnale, au moyen d'une stratégie d'amendement couplée à une gestion hydraulique traditionnelle des claires ostréicoles. Un complément d'algues fourrages



(*Skeletonema costatum*) obtenu par amendement sur les eaux de remplissage du marais en périodes de vives-eaux, doit permettre d'accroître la ressource trophique durant les périodes de mortes eaux et donc d'améliorer et de gérer l'affinage des huîtres en claires. Cette stratégie correspond à un premier transfert à l'échelle d'un marais des résultats scientifiques obtenus par l'équipe du CREMA dans le cadre du contrat de Plan au cours de la première année d'expérimentation (Hussenot et Gautier, 1994 ; Hussenot et Brossard, 1995).

## II. MATERIELS ET METHODES

### 2.1. Site expérimental

Les claires expérimentales sont situées dans le bassin de Marennes–Oléron, sur la commune de Ronce les Bains. Chaque claire, d'une surface de 400 m<sup>2</sup>, est alimentée en eau de mer par un chenal d'arrivée pour un coefficient de marée donné, selon une configuration traditionnelle des claires ostréicoles régionales (Soletchnik *et al.*, 1995). Une centrale d'acquisition des données en continu, composée d'une station météo, d'une sonde multiparamétrique ainsi que d'un équipement de mesure de la turbidité et de la fluorescence, est installée dans une des claires (fig. 1). L'équipement de relevé hydrobiologique est à poste fixe au niveau de la dérase. A l'opposé de celle-ci se trouve un écho sondeur qui tient lieu de marégraphe.

La sonde multiparamètres (modèle Grant/YSI 3800) mesure en continu la température, la salinité, l'oxygène dissous, le pH et la turbidité par néphélométrie (intervalle de temps de 5 mn) au niveau de l'eau d'entrée avant dilution dans la claire. Par ailleurs, la fluorescence est mesurée au moyen d'un fluorimètre Jenway IC6800 à flux continu.

Les bassins de production phytoplanctonique sont situés à proximité immédiate des claires expérimentales. Ce sont des bassins de terre recouverts d'un "liner" plastique, garantissant leur étanchéité, et évitant tout échange entre l'eau et le sédiment. Ils sont alimentés par pompage dans une réserve d'eau de mer renouvelée par des coefficients de marée supérieurs à 75. L'eau de pompage ainsi décantée est plus favorable au développement algal du fait d'une turbidité réduite (Hussenot et Brossard, 1995). Les bassins de culture sont équipés d'une évacuation PVC reliée à un réseau d'évacuation comportant un stockage aval. Ce réseau ainsi que le stock aval est indépendant de celui des claires. L'eau d'alimentation est filtrée sur des filtres de gaze à bluter de 200µm, afin d'éviter l'introduction de consommateurs secondaires de type "brouleur" (e.g., zooplancton – copépodes). Ces bassins, représentant des enceintes de culture, sont au nombre de cinq afin d'assurer l'approvisionnement en continu de phytoplancton dans les claires. La durée moyenne prévue pour le développement de la culture est de 3 jours. Son utilisation par une distribution dans les claires dure une journée. Le dernier jour est réservé au nettoyage et au réensemencement du bassin. Le cycle est donc de 5 jours, et nécessite 5 bassins (Hussenot et Brossard, 1995). La surface unitaire est de 100 m<sup>2</sup>, pour une hauteur utile de 70 cm, soit un volume utile maximal de 70 m<sup>3</sup>.

Pourtant couramment utilisé dans ce type de cultures, aucun système d'aération n'a été installé dans ces structures, tant pour des raisons de simplicité que de coût, en terme d'investissement comme de fonctionnement. Il est cependant acquis que le rendement serait supérieur en cultures aérées.

Une pompe immergée permet, en fin de culture, le pompage du phytoplancton pour sa distribution aux huîtres, via un réseau de canalisations PVC destiné à répartir celui-ci sur toute la longueur de la claire.



## 2.2. Expérimentation 1994 - 1995

### 2.2.1. Stratégie d'échantillonnage

Dans le cadre de l'étude de l'écosystème claire, la stratégie d'échantillonnage de la colonne d'eau consiste à effectuer de façon systématique, des prélèvements discrets d'un volume de 5 litres au niveau de l'entrée d'eau où se remplit la claire et à l'extrême opposé de celle-ci (Nedhif, 1984). Les paramètres environnementaux mesurés sont la salinité, température, oxygène, sels nutritifs ( $\text{NH}_4$ ,  $\text{NO}_2$ ,  $\text{NO}_3$ ,  $\text{SiO}_3$ ,  $\text{PO}_4$ ), la matière organique (MOP) et inorganique (MIP) particulaires ; les protéines, lipides et glucides particulaires ; le carbone et azote, les chlorophylle a et phéopigments. Ces prélèvements sont réalisés en période de mortes-eaux et en périodes de vives-eaux.

Comme pour l'échantillonnage hydrologique, des prélèvements de sédiment sont effectués de façon similaire dans chacune des claires, en début de vives-eaux (début de période d'alimentation) et en fin de période de mortes-eaux (période sans alimentation). Les prélèvements sont effectués par "carottage" du fond de la claire sur une section cylindrique de  $5 \text{ cm}^2$ . Au laboratoire, les 5 premiers millimètres de l'interface eau-sédiment (5 g de poids frais) sont isolés de la carotte et homogénéisés. Des prélèvements sont ensuite effectués pour chacune des analyses (MPT, MOP,  $\text{Chl}_a$ , CHN et PLG). Les méthodes d'analyse sont identiques à celles présentées pour les analyses hydrologiques.

### 2.2.2. Calibration des signaux continus

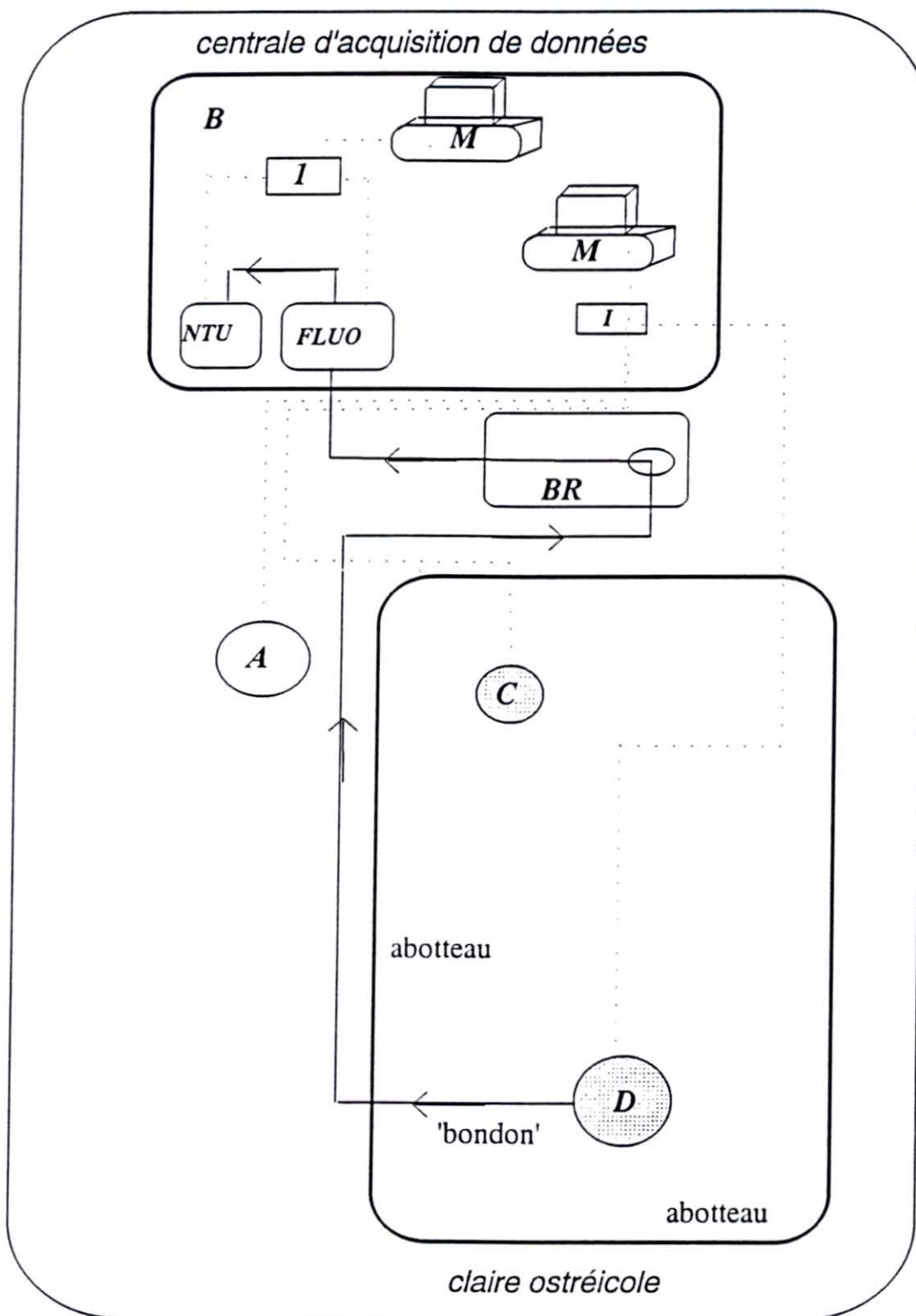
Des modèles de régression sont effectués entre les mesures des paramètres trophiques issues des prélèvements discrets, et les valeurs de fluorescence et de néphélométrie obtenues à partir des enregistrements en continu. Les signaux enregistrés en continu de turbidité et de fluorescence sont calibrés par régression linéaire à partir des analyses effectuées sur les prélèvements hydrobiologiques discrets.

### 2.2.3. Analyses biologiques

#### 2.2.3.1. Analyses Hydrologiques

Les prélèvements d'hydrologie sont homogénéisés et préfiltrés sur un filet à plancton de  $250 \mu\text{m}$ . Les échantillons sont ensuite filtrés sur membranes en fibres de verre (Banse, 1963). Les particules de taille inférieure à  $1,5-2 \mu$  sont retenues sur le filtre. La matière organique en suspension (MOP) et les lipides sont déterminés par filtration de 500 ml d'eau de mer, les glucides et les protéines (acides aminés) à partir de 250 ml et CHN et pigments chlorophylliens, à partir de 125 ml.





**Figure 1** : Centrale d'acquisition de données. A : station météo ; C : écho sondeur ; D : sonde multiparamètres ; M : micro-ordinateur ; I : interface ; NTU : néphélomètre ; FLUO : fluorimètre ; BR : bac de reprise.

Les échantillons de sédiment sont homogénéisés à l'aide d'une spatule, et les aliquotes pesés dans des tubes polypropylènes pour chacune des analyses.

La matière particulaire totale (MPT) et organique (MOP) est mesurée selon la méthode de Banse (1963) et Hobson (1967). Cette méthode est fortement biaisée dans les situations de fortes charges minérales en argiles (Dankers et Laane, 1983).

Les protocoles analytiques d'analyses biochimiques hydrologiques dérivent des analyses effectuées sur la chair des huîtres (Razet *et al.*, 1990). Le principe général est une méthode spectrophotométrique après coloration des différents constituants à partir de divers réactifs. Le spectrophotomètre utilisé est un SECOMAM S.1000.

- **Dosages des lipides**

L'hydrolyse acide et à chaud permet de libérer les acides gras de la matière organique. Elle révèle la formation d'un complexe de coloration brune dont le maximum d'absorption se situe aux environs de 360 nm.

- **Dosages des protéines particulières selon la méthode de Lowry *et al.* (1951)**

Cette méthode évalue la quantité de protéine par le dosage de deux acides aminés : le tryptophane et la tyrosine.

- **Dosages des glucides particulières selon la méthode de Dubois *et al.* (1956)**

Dubois *et al.* (1956) constate que "le phénol en présence d'acide sulfurique concentré peut être utilisé pour déterminer par colorimétrie des micro-quantités d'oses et leurs dérivés, d'osides et de polyholosides présent dans l'eau de mer".

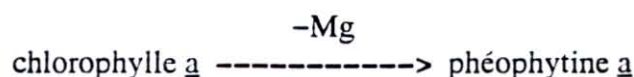
- **Dosage du carbone de l'hydrogène et de l'azote**

Le CHN S/O 2400 permet de déterminer la quantité de carbone, d'hydrogène, d'azote et d'oxygène présent dans un échantillon. L'échantillon est brûlé à 925°C dans un courant d'hélium. Différentes réactions d'oxydation s'opèrent. Ces gaz sont ensuite séparés par chromatographie en phase gazeuse et quantifiés en fonction de leur conductivité thermique.

- **Dosage des pigments chlorophylliens**

La méthode consiste à mesurer la fluorescence avant (Fa) et après l'acidification (Fb) d'un extrait acétonique de pigments. La diminution de fluorescence est en relation avec le pourcentage de chlorophylle a par rapport à la somme chlorophylle a + phéophytine a. Elle est très voisine de la méthode spectrophotométrique. La seule différence est qu'elle utilise la propriété de fluorescence des pigments plutôt que l'absorption de la lumière.

L'acidification entraîne l'élimination de l'atome de magnésium



L'appareil utilisé est le fluorimètre TURNER.



L'ensemble de la méthodologie et du traitement des échantillons a été révisé par Viollet (1995).

### 2.2.3.2. Analyses sur la chair des huîtres

La population d'huîtres est échantillonnée dans un élevage professionnel situé sur le Banc ostréicole de Bourgeois (Marennes-Oléron). Les huîtres sont éparées à plat dans les claires ostréicoles, à une densité moyenne de 5,45 huîtres/m<sup>2</sup>. Le poids moyen initial des huîtres est de 55 g (± 2 g). Des échantillonnages de 60 huîtres sont effectués le 4 octobre 1994 et le 8 février 1995, respectivement en début et en fin d'expérimentation.

Parmi les indices de qualité retenus, l'indice AFNOR (AF) est issu de la norme NF V45-056 (1985) et calculé sur 20 huîtres selon la formule suivante :

$$AF = (\text{poids frais} / \text{poids total}) \times 100$$

Un indice compris entre 6,5 et 9, et supérieur à 9 correspond respectivement à une huître "fine" et "spéciale".

L'indice de Lawrence et Scott (1982) :

$$IC = \text{Poids sec} \times 10^3 / (\text{Poids total} - \text{poids coquille})$$

Les analyses biochimiques des huîtres sont effectuées sur la chair sèche après une lyophilisation de 24h. Les glucides et glycogènes sont analysés par la méthode de Dubois *et al.* (1956), les protéines par la méthode de Lowry *et al.* (1951). Les lipides sont analysés par la méthode de Marsh et Weinstein (1966) après extraction (Bligh et Dyer, 1959).

### 2.2.3.3. Bilan de Production

Le bilan de production concerne le gain moyen de biomasse effective mesurée entre le point initial et la fin de l'expérimentation, en tenant compte de la perte de biomasse liée aux mortalités. A la différence du potentiel de croissance qui considère des données physiologiques instantanées, le bilan de production intègre toutes les fluctuations environnementales subies au cours de l'expérimentation. La conversion énergétique de la chair est effectuée au moyen des coefficients énergétiques appliqués sur chaque composant biochimique (Brody, 1945).

La formulation générale du calcul du potentiel de croissance (PC) est la suivante (Lucas, 1982) :

$$PC = A - R$$

où A correspond à la quantité d'énergie assimilée (anabolisme) et R à l'énergie utilisée par le catabolisme respiratoire par unité de temps.

Les modèles biologiques développés par Bougrier *et al.* (1995) sont utilisés pour estimer les taux moyens de filtration et de respiration en fonction de la température et du poids sec des huîtres. La fonction d'assimilation est linéairement dépendante de la température (Raillard, 1991).



## 2.3. Expérimentation 1995–1996

### 2.3.1. Fertilisation des bassins

Les bassins sont nettoyés et entièrement rincés avant tout ensemencement afin d'initier les cultures dans des conditions similaires.

La fertilisation s'effectue au moment du remplissage du bassin. Les produits fertilisants utilisés sous forme de poudre sont disposés dans les "chaussettes" filtres. Pour les autres constituants, une dilution et distribution à l'aide d'un arrosoir sont effectuées à l'arrivée d'eau dans le bassin. La formule utilisée est celle mise au point au CREMA l'HOUMEAU (Hussenot et Brossard, 1995) (tableau 1) :

Tableau 1 : Fertilisants : Produits et quantités nécessaires pour 100 m<sup>3</sup> de culture.

| Produit              | Concentration mg/l | Dénomination commerciale | Quantité journalière pour 100 m <sup>3</sup> |
|----------------------|--------------------|--------------------------|--|
| N-NH <sub>4</sub> Cl | 150 mg             | Chlorure d'Ammonium      | 808 g  |
| P-PO <sub>4</sub>    | 15 mg              | Triphosphate             | 240 g  |
| Silice               | 60 mg              | Métasilicate de sodium   | 1591 g                                       |
| Fe-FeCl <sub>3</sub> | 3 mg               | Chlorure de fer          | 41 g   |
| Mn-MnSO <sub>4</sub> | 1,5 mg             | Sulfate de Manganèse     | 27 g   |

Ces quantités sont prévues pour une densité maximale de culture d'environ 500 000 cellules par millilitre. Le nombre de cellules nécessaires par jour pour des huîtres de cette taille (50 g) est d'un milliard (Baud *et al.*, 1995). Dans le cadre de cette expérimentation, avec une densité d'élevage de l'ordre de 20 huîtres au m<sup>2</sup>, une production journalière de 33,5 m<sup>3</sup> de culture à 500 000 cellules par millilitre est donc nécessaire.

Diverses techniques se présentent pour le démarrage de la culture (Hussenot et Brossard, 1995) :

- inoculum naturel (population initiale l'eau de pompage),
- inoculum provenant d'un autre bassin,
- relance de la culture du même bassin par dilution et fertilisation dans la même enceinte (culture "en continu").

Ces trois méthodes ont été testées. Elles ont chacune leurs avantages et leurs inconvénients :

La première a l'inconvénient de la durée : la population algale de départ est à très faible densité. Le temps passé pour atteindre la densité maximale dure un ou deux jours de plus. La souche "jeune" est susceptible d'avoir de meilleures performances.

La seconde présente le risque d'une population vieillissant du fait de repiquages successifs qui peut dériver vers des espèces différentes, moins intéressantes en terme de qualité de fourrage. C'est la technique la plus couramment employée. Dans le cas de notre expérimentation, nous nous sommes basés sur un inoculum de départ de 20 % pris dans une culture d'un bassin en phase de plateau de densité cellulaire, de façon à accélérer la rotation des cultures.

La dernière solution a le même inconvénient que la première, amplifiée par le fait que cette technique ne permet pas le nettoyage de la structure entre deux cultures.

La méthode consistant à inoculer un volume de culture phytoplanctonique de laboratoire n'a pas été testée puisqu'elle ne correspond pas à la stratégie initiale choisie d'un contrôle complet de la production par le professionnel lui-même.

### *2.3.2. Suivis expérimentaux*

Le suivi des cultures associées à l'élevage est volontairement allégé. L'effort a principalement porté sur l'écosystème "claire d'affinage" et sur les cheptels d'huîtres. En particulier, l'impact des cultures phytoplanctoniques sur les performances de production d'huîtres a été testé. Les résultats complets de cette étude feront l'objet d'un rapport complémentaire en 1996.

Les données sur les bassins amendés ont été néanmoins acquises afin de mettre en place un savoir faire pratique à l'échelle d'un marais en exploitation. Il s'agit essentiellement de mesures de fluorescence, et plus épisodiquement de numérations cellulaires des cultures. La fluorescence est mesurée au fluorimètre, et les comptages sont réalisés sous microscope à la cellule hématimétrique de Malassez. Les populations dominantes ont été déterminées à chaque comptage. Une identification des principales souches obtenues lors des efflorescences induites a été réalisée par le Laboratoire D.E.L. de La Tremblade (Fouché, com. pers).

## III. RESULTATS

### 3.1. Expérimentation 1994 – 1995

#### *3.1.1. Hydrodynamisme des claires ostréicoles*

##### *3.1.1.1. Calcul du taux de renouvellement*

La figure 2 permet de visualiser l'alternance de périodes d'alimentation et de "stabulation" des claires expérimentales à partir de l'enregistrement des variations de hauteur d'eau. La période de renouvellement est de 25 jours sur une période de suivi de 73 jours (soit en moyenne un renouvellement 1 jour sur 3). L'alimentation a lieu sur une période comprise entre quelques minutes et 2 heures selon la force de la marée. Si la dilution n'est affectée par aucun mécanisme environnemental majeur (hypothèse qui a été confirmée par des mesures de dilution avant et après des périodes de renouvellement en eau des claires) le taux de renouvellement (TR) est calculé à partir de la formule suivante :

$$TR = 100 \times (1 - h/H)$$

où h est la hauteur d'eau moyenne dans la claire et H la hauteur d'eau maximale atteinte au cours de la marée. La figure 3 présente la variabilité de ce taux de renouvellement. Dans plus de 80 % des cas, le renouvellement est estimé proche ou supérieur à un taux de 50 %, avec quelques valeurs atteignant 70 %.



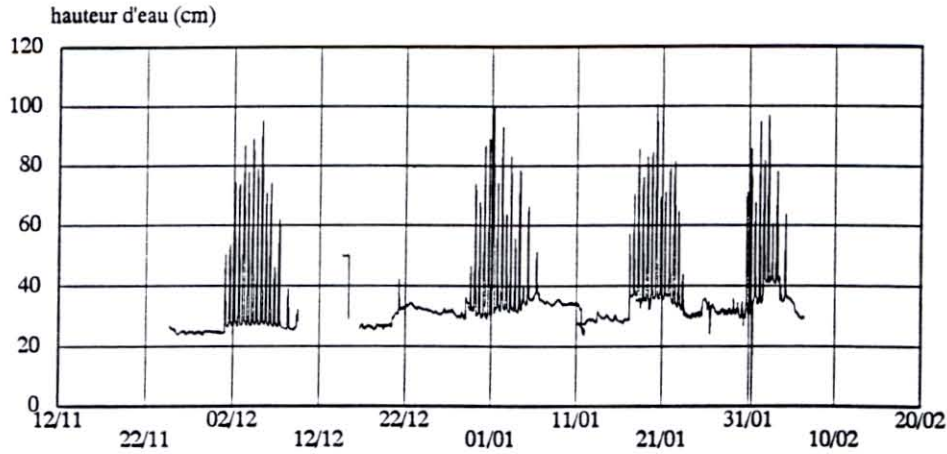


Figure 2 : Hauteur d'eau dans les claires ostréicoles.

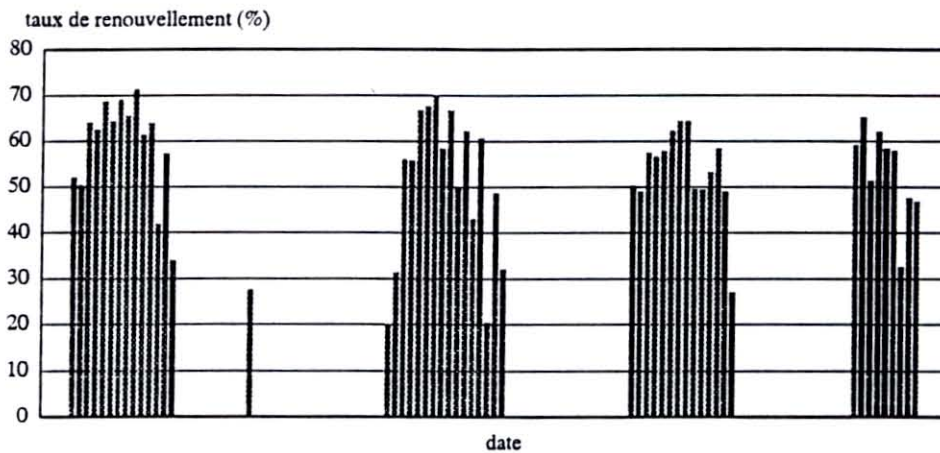


Figure 3 : Taux de renouvellement de l'eau de mer dans les claires ostréicoles.

### 3.1.1.2. Modélisation de l'alimentation en eau des claires

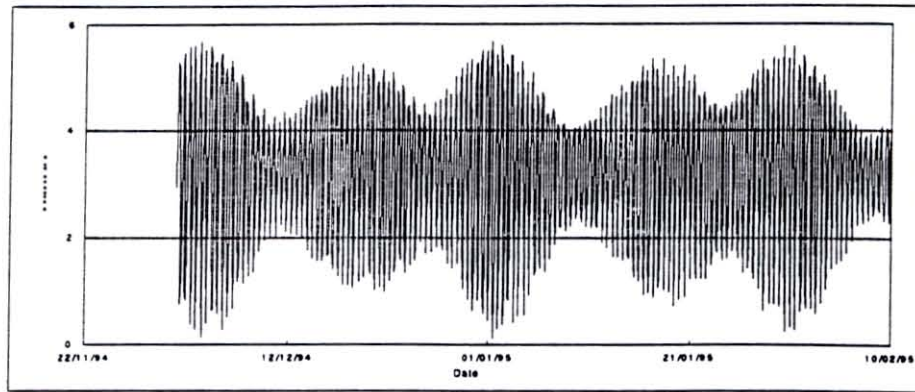
L'alimentation de la claire ostréicole est associée à un coefficient de marée et à sa position géographique sur le littoral. Le **modèle de renouvellement** des claires concerne essentiellement l'apport d'eau neuve durant les périodes d'alimentation des claires. Les phénomènes de perte d'eau par infiltration lors des périodes de mortes-eaux, ou les apports d'eau douce lors des pluies, sont considérés comme des événements mineurs au regard de leur impact sur les phénomènes étudiés. Le renouvellement dépend a priori du marnage, de la pression atmosphérique, du vent, et de paramètres hydrauliques propres à l'infrastructure utilisée (e.g., longueur, diamètre, nature, nombre de coudes des canalisations utilisées pour amener l'eau de mer dans les claires).

### 3.1.1.3. Modélisation de la hauteur d'eau

Afin de réaliser ce modèle, des variables explicatives testées sont : la force et la direction du vent (Soletchnik *et al.*, 1995), le marnage, calculé à l'aide des harmoniques de Laplace et de la pression atmosphérique (Météo de France) (fig. 4).

Ainsi, le marnage correspond en fait à la hauteur d'eau calculée à partir du 0 des cartes marines, soit à partir de la ligne de plus basse mer atteint durant les marées d'équinoxe.





**Figure 4** : Calcul du marnage, d'après les harmoniques de Laplace.

La variable d'état prise en compte dans ce modèle, est la plus grande hauteur d'eau atteinte dans la claire lors d'une marée de vives-eaux permettant l'"alimentation" des claires.

Les variables dérivées liées au vent (force et direction), sont calculées comme moyennes mobiles ou sommes cumulées sur 3, 6 9 12 et 15 valeurs antérieures de la variable (intervalle du pas de temps = 25 mn). Le calcul de la matrice de corrélation permet de préciser le niveau de relation entre les différents descripteurs et la variable d'état.

La méthode d'analyse permet de rechercher un modèle de régression linéaire dont l'ajustement est effectué "pas à pas" pour expliquer le niveau d'eau atteint dans la claire. Le modèle retenu est le suivant ( $R^2= 0.53$ ) (fig. 5) :

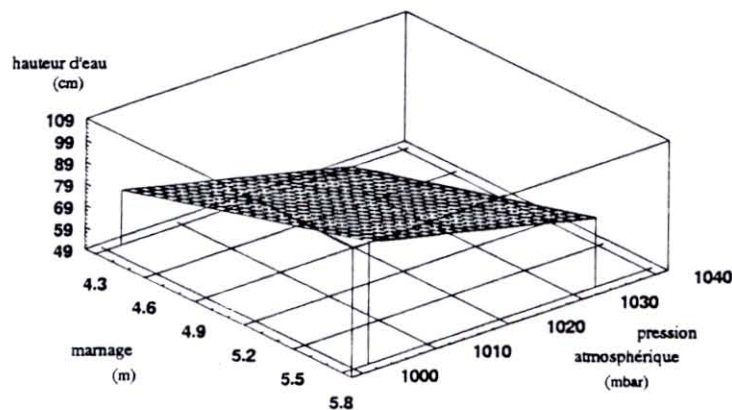
$$\text{prof} = 21,083 (\text{marn}) - 0,080 (\text{pres12}) + 784,96$$

où, **prof** est la hauteur d'eau maximale atteinte dans la claire (cm),

**marn** est la valeur de marnage (m),

**pres12** est la pression atmosphérique (mbar) moyennée sur 12 valeurs, soit  $12 \times 25 \text{ min} = 5$  heures.

L'importance du renouvellement est fonction de la pression atmosphérique s'exerçant pendant tout le temps de la marée. Une pression atmosphérique faible ("dépression") permet un renouvellement plus important. La hauteur d'eau maximale atteinte ne dépend pas du vent, ni de sa force, ni de sa direction.



**Figure 5** : Modèle de renouvellement des claires.

### 3.1.2. Capacité trophique de la claire ostréicole

#### 3.1.2.1. Comparaison de la ressource trophique de la colonne d'eau et du sédiment

Les prélèvements 1, 2, 4, 6, 8 et 10 correspondent à des dates d'échantillonnage de vives-eaux, respectivement du 12/10, 20/10, 7/11, 8/12, 3/01 et 23/01. Les prélèvements 3, 5, 7 et 9 du 2/11, 15/11, 20/12, 16/01 et 30/01, sont des prélèvements de mortes-eaux.

A partir des prélèvements discrets dans la colonne d'eau, la ressource trophique se situe entre 0,2 et 0,6 mg/l de protéines, lipides et sucres et de 2–5  $\mu\text{g/l}$  de chlorophylle (Chla + Phéo). Deux chutes d'origine thermiques, avec une perte de 3 degrés, apparaissent à la mi-octobre et durant la première quinzaine de janvier (fig. 6 et 7).

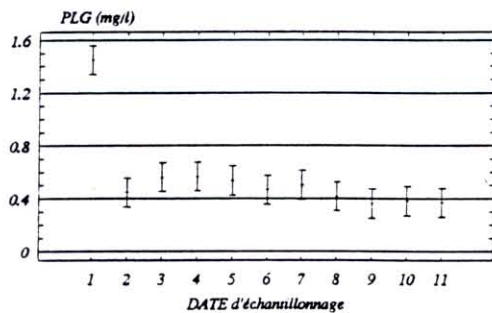


Figure 6 : Evolution des PLG dans la colonne d'eau.

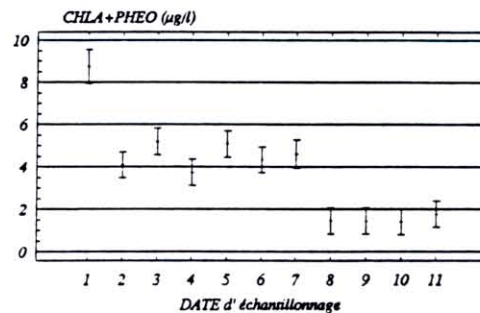


Figure 7 : Evolution des pigments chlorophyllien dans la colonne d'eau.

Au niveau du sédiment, les teneurs en protéines, lipides et sucres au cours de l'élevage, évoluent de 20–30  $\text{g/m}^2$  à 30–40  $\text{g/m}^2$  avec une augmentation significative à partir de la mi-décembre. La quantité de pigments fluctue entre 100 et 300  $\text{mg/m}^2$  (fig. 9).

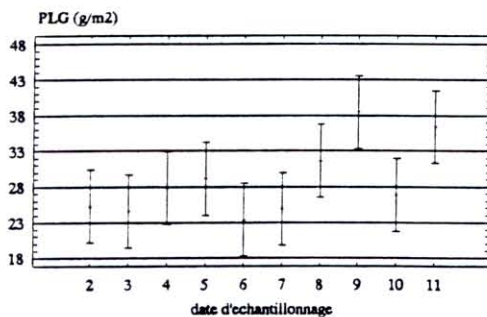


Figure 8 : Evolution des PLG dans le sédiment.

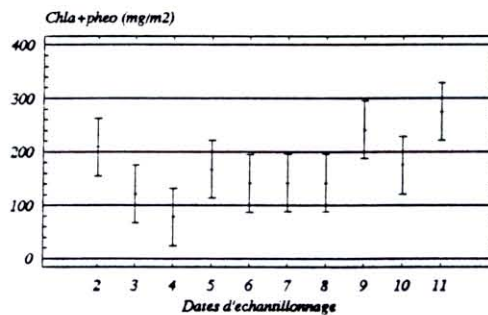


Figure 9 : Evolution des pigments chlorophylliens dans le sédiment.

Les rapports de protéines – lipides – sucres entre le fond et la colonne d'eau varient autour de la valeur 100 jusqu'en fin décembre, et atteignent 150 en fin de période d'affinage (fig. 10). De même, ces rapports ont tendance à augmenter entre le début octobre et la fin janvier d'un rapport 150 à 250 (fig. 11).



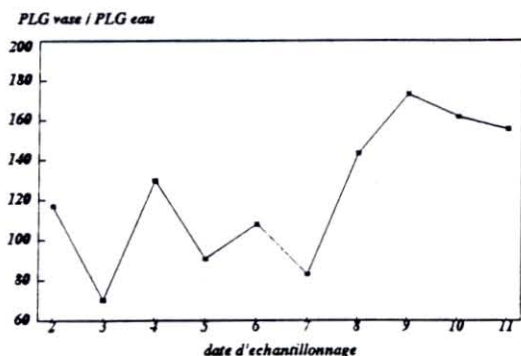


Figure 10 : Rapport entre les quantités de PLG dans la vase, et dans la colonne d'eau sus-jacente.

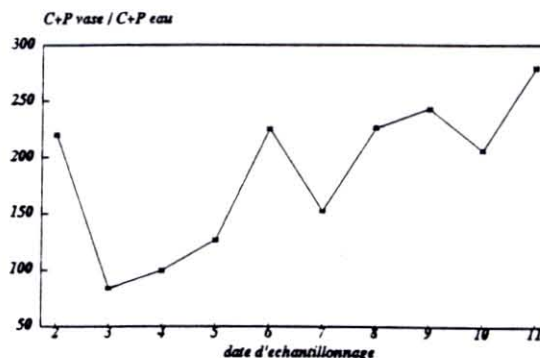


Figure 11 : Rapport entre les quantités de pigments dans la vase et la colonne d'eau sus-jacente.

### 3.1.2.2. Effet de la densité d'élevage sur la ressource trophique

L'effet de la densité d'élevage sur la ressource trophique est évaluée à partir d'une analyse de variance portant sur les différents paramètres physico-chimiques et biotiques analysés à partir des prélèvements discrets sur les différentes claires.

Parmi l'ensemble des paramètres étudiés, aucune variable ne diffère significativement entre la claire N°4 (témoin sans huître) et les claires où les densités varient de 5 à 10 huîtres/m<sup>2</sup>. Dans le cadre de cette étude, l'introduction dans les claires de cheptels d'huîtres à des densités comprises entre 5 et 10 huîtres/m<sup>2</sup> ne modifie donc pas de façon significative l'équilibre de l'écosystème claire. On doit noter que l'hiver 1994-1995 a été marqué par des mortalités significatives en période d'affinage chez les professionnels, liées principalement aux conditions environnementales de cet hiver. Par ailleurs, on peut évoquer plusieurs explications dans l'évaluation de ce résultat : la fréquence des prélèvements discrets pourrait être trop limitée face à la variabilité de l'écosystème pour évaluer un effet significatif ; les écarts de biomasse entre les différentes claires ne permettent pas d'évaluer un effet, ou encore celui-ci est compensé par la variabilité inter-claire.

Par ailleurs, seul les paramètres biotiques "concentration chlorophylle a et phéophytine" (colonne d'eau et sédiment) et matière organique totale (sédiment) présentent une tendance respectivement décroissante et croissante avec des densités d'élevage croissantes (fig. 12 et 13). Cependant, la variabilité mesurée (intervalle de confiance) sur les moyennes ne permet pas de conclure à un effet significatif. Cette tendance pourrait s'expliquer par un épuisement de la colonne d'eau et par une accumulation des biodépôts au niveau du sédiment avec une biomasse d'huîtres croissante.

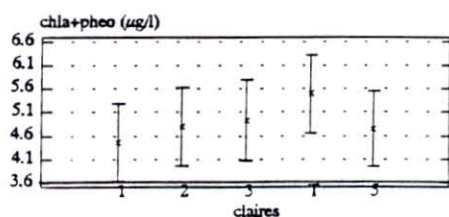


Figure 12 : Comparaison de la concentration en pigments de la colonne d'eau des claires.

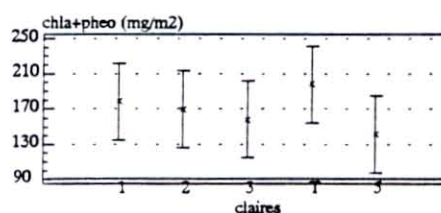


Figure 13 : Comparaison de la concentration en pigments de l'interface vase des claires.



### 3.1.3. Description en "continu" des ressources trophiques

La matrice de corrélation présentée dans le tableau 2 met en évidence les relations entre les descripteurs enregistrés en continu et les prélèvements discrets mesurés. Les descripteurs MIP, MOP, MPT, PLG et CN sont corrélés significativement avec les mesures de néphélométrie. La phéophytine est également corrélée significativement à ces descripteurs, alors que la chlorophylle *a* ne l'est pas. La somme des pigments totaux (chla et phéo) est corrélée significativement avec les mesures de fluorescence au seuil de 5 %.

**Tableau 2** : Matrice de corrélation des descripteurs hydrobiologiques des claires ostréicoles ; Relation entre les prélèvements discrets et les données en continu. YNTU : néphélométrie 1 ; BNTU : néphélométrie 2 ; BFLUO : fluorescence ; CHLA : chlorophylle *a* ( $\mu\text{g/l}$ ) ; PHEO : phéophytine ( $\mu\text{g/l}$ ) ; MIP : matière inorganique particulaire (mg/l) ; MOP : matière organique particulaire (mg/l) ; MPT : matière particulaire totale (mg/l) ; PLG: somme des protéines lipides et glucides (mg/l) ; CN : somme des carbone et azote (mg/l).

|      | YNTU  | BNTU  | BFLUO | CHLA  | PHEO  | MIP   | MOP   | MPT   | PLG   | CN  |
|------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-----|
| YNTU |       | ***   | **    | NS    | *     | ***   | ***   | ***   | ***   | *** |
| BNTU | 0,000 |       | NS    | NS    | NS    | ***   | ***   | ***   | ***   | *** |
| BFLU | 0,007 | 0,066 |       | *     | *     | NS    | NS    | NS    | NS    | NS  |
| CHLA | 0,61  | 0,75  | 0,027 |       | ***   | NS    | NS    | NS    | *     | NS  |
| PHEO | 0,012 | 0,054 | 0,050 | 0,000 |       | *     | **    | *     | ***   | **  |
| MIP  | 0,000 | 0,000 | 0,079 |       | 0,02  |       | ***   | ***   | ***   | *** |
| MOP  | 0,000 | 0,000 | 0,21  |       | 0,007 | 0,000 |       | **    | ***   | *** |
| MPT  | 0,000 | 0,000 | 0,08  |       | 0,014 | 0,000 | 0,000 |       | ***   | *** |
| PLG  | 0,000 | 0,000 | 0,83  | 0,04  | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,000 |       | *** |
| CN   | 0,000 | 0,000 | 0,43  |       | 0,002 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,000 |     |

La calibration des signaux continus de néphélométrie et de fluorescence en tant que capacité trophique est réalisée au moyen d'une régression linéaire pas à pas des différents descripteurs du milieu (CHLA, PHEO, MPT, MOP, MIP, CN et PLG). Cette calibration permet une utilisation d'un signal énergétique dans le calcul des fonctions physiologiques (tableau 3).

Si la matière particulaire totale est expliquée à plus de 90 % par le signal de néphélométrie ( $R^2 = 0,91$ ), le modèle de la matière organique particulaire permet d'estimer 63 % de la variabilité mesurée. Le modèle de la chlorophylle *a* faisant intervenir la fluorescence et la néphélométrie n'est pas significatif (29 %). Le modèle de la phéophytine fait également intervenir les deux types de signaux. Son coefficient de corrélation est de 0,58. Enfin, les deux descripteurs trophiques CN et PLG sont expliqués à près de 90 % par les signaux de néphélométrie et de fluorescence. Les modèles sont plus complexes et font intervenir des effets quadratiques et d'interactions entre les variables (tableau 2). Ces résultats permettent ainsi de créer un signal en continu en PLG ou CN, traduisant les niveaux qualitatifs et quantitatifs des ressources trophiques des claires ostréicoles (fig. 14 à 16).

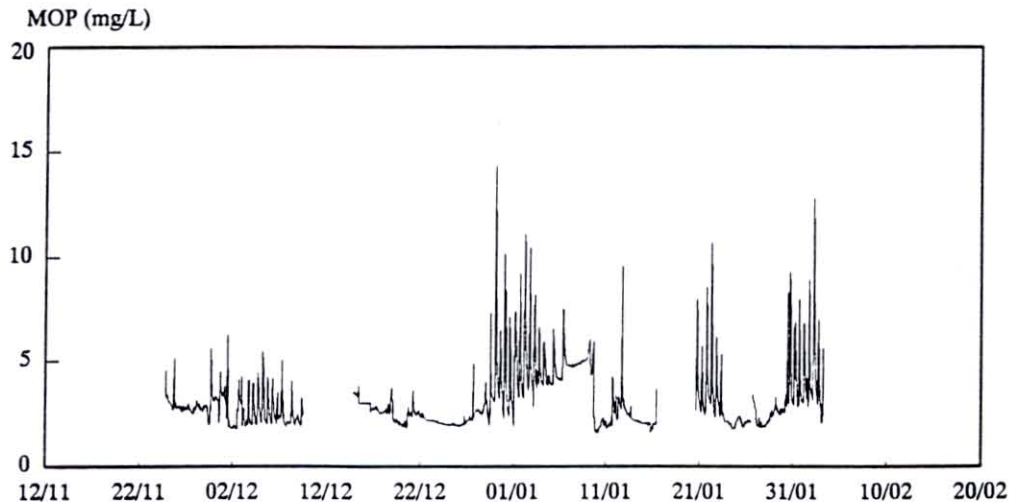
**Tableau 3** : Modèles de calibration des signaux de données en continu. Relation entre les prélèvements discrets et les données en continu. YNTU : néphélogéométrie 1 ; BNTU : néphélogéométrie 2 ; BFLUO : fluorescence ; CHLA : chlorophylle a ( $\mu\text{g/l}$ ) ; PHEO : phéophytine ( $\mu\text{g/l}$ ) ; MIP : matière inorganique particulaire ( $\text{mg/l}$ ) ; MOP : matière organique particulaire ( $\text{mg/l}$ ) ; MPT : matière particulaire totale ( $\text{mg/l}$ ) ; PLG : somme des protéines lipides et glucides ( $\text{mg/l}$ ) ; CN : somme des carbone et azote ( $\text{mg/l}$ ).

|      | Const.  | BNTU   | YNTU   | BFLUO   | BFLUO2  | YNTU<br>x<br>BNTU | YNTU<br>x<br>BFLUO | R <sup>2</sup> |
|------|---------|--------|--------|---------|---------|-------------------|--------------------|----------------|
| MPT  | -1,5624 | 1,6837 |        |         |         |                   |                    | 0,91           |
| MOP  | 1,6343  | 0,0973 |        |         |         |                   |                    | 0,63           |
| CHLA | x       |        | x      | x       |         |                   |                    | 0,29           |
| PHEO | 1,9696  |        | 0,0530 | -0,0296 |         |                   |                    | 0,58           |
| CN   | -0,4549 |        | 0,1663 |         | 0,00135 | 0,00150           | -0,0056            | 0,90           |
| PLG  | 0,2638  |        | 0,0196 |         |         | 0,00025           | -0,00025           | 0,87           |

Parmi les différents modèles du tableau 3, le modèle décrivant la teneur en protéines, lipides et glucides, est le suivant :

$$\text{PLG}(\text{mg/l}) = (0,196 \times \text{YNTU}) + (0,00025 \times \text{YNTU} \times \text{BNTU}) - (0,00025 \times \text{YNTU} \times \text{FLUO}) + 0,264$$

Le signal de matière organique particulaire oscille de 2 à 5  $\text{mg.l}^{-1}$ , avec des pics au delà de 5 et 10  $\text{mg.l}^{-1}$  durant les périodes à hydrodynamisme fort, des marées de vives eaux (fig. 14). Le signal de la matière organique déterminée par les protéines, lipides et glucides (fig. 15), est très proche de celui de la MOP. Ces valeurs sont comprises entre 0,5 et 1,0  $\text{mg.l}^{-1}$ , avec des pics à 2–3  $\text{mg.l}^{-1}$ . Le signal carbone+azote est présenté sur la figure 16.



**Figure 14** : Description du signal en continu de la matière organique particulaire, calculée par la perte au feu.



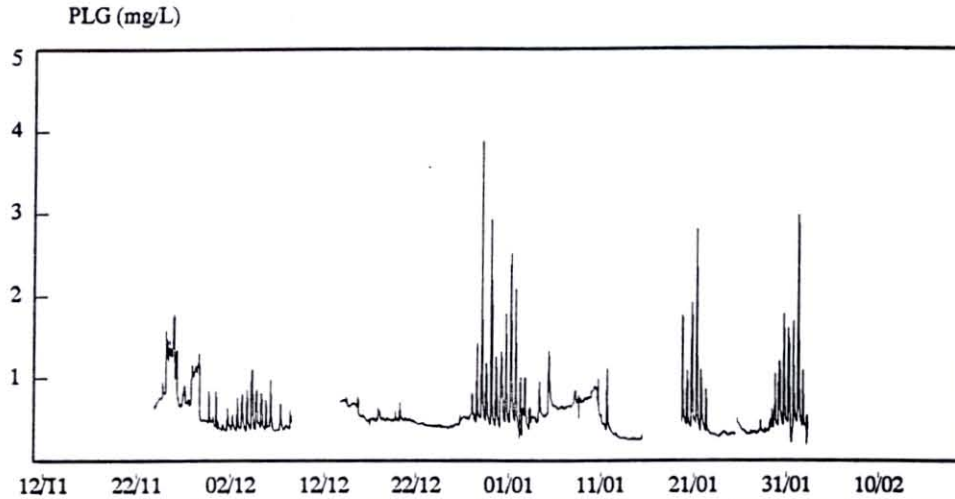


Figure 15 : Description du signal en continu de la matière organique particulaire représentée par les protéines, lipides et glucides.

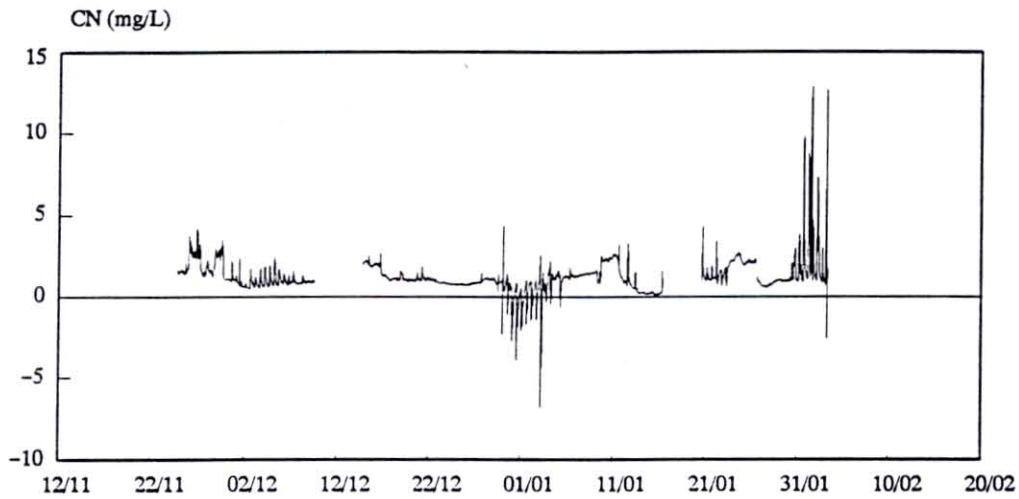


Figure 16 : Description du signal en continu de la matière organique particulaire représentée par le carbone et l'azote.

### 3.1.4. Croissance

En terme de croissance, le poids total des huîtres évolue de 53–55 à 57–59 g durant la période d'affinage (fig. 17) (tableau 4). Le poids frais varie de 4,6 g à 5,4 g entre le 7 nov. et le 3 janv. (fig. 18). Le poids se stabilise ensuite jusqu'au 8 février. L'indice de condition de la norme AFNOR s'accroît d'octobre (8) à fin décembre (9,2) (fig. 19). Ainsi, entre octobre et fin décembre, l'huître en claire passe de la catégorie "fine" à "spéciale" de claires, confirmant ainsi la qualité d'affinage obtenue expérimentalement durant cette fin d'année 1994.

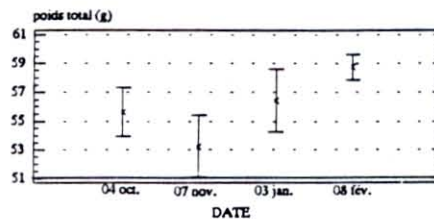


Figure 17 : Evolution du poids total.

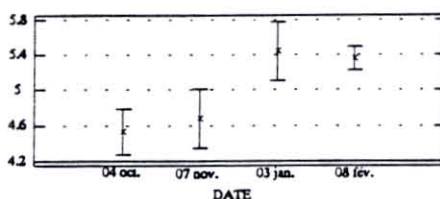


Figure 18 : Evolution du poids frais.

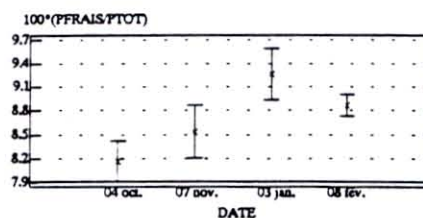


Figure 19 : Evolution de la norme Afnor.

Tableau 4 : Caractéristiques des huîtres entre le début et la fin de la période expérimentale (moyenne et écart-type).

|                             | 04/10/94    | 10/02/95    |
|-----------------------------|-------------|-------------|
| Poids total (g)             | 53-55 (3)   | 57-59 (2)   |
| Poids sec (g)               | 0,65 (0,08) | 0,77 (0,04) |
| Indice AFNOR                | 8,2         | 9,0         |
| Indice de Lawrence et Scott | 2,93 (0,25) | 3,68 (0,15) |
| protéines (%)               | 39,7        | 35,5        |
| lipides (%)                 | 7,4         | 7,3         |
| glucides (%)                | 7,9         | 6,9         |
| glycogène (%)               | 6,4         | 5,5         |

Au niveau des claires à densité d'élevage variable de 5 à 10 huîtres/m<sup>2</sup>, le poids sec moyen atteint en fin de période d'affinage n'est pas corrélé significativement au facteur densité. L'importance de la variabilité ne permet pas de mettre en évidence un effet significatif (fig. 20).

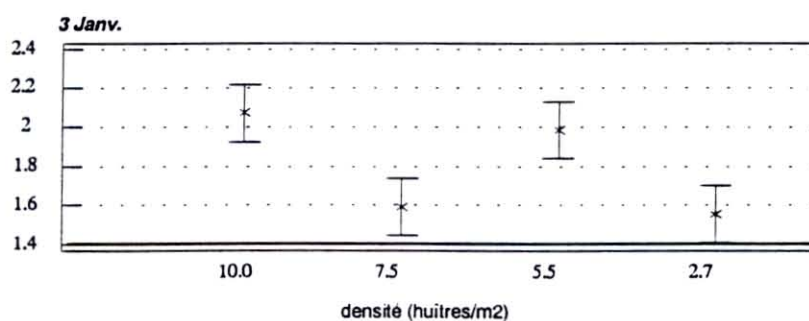


Figure 20 : Poids sec moyen des huîtres le 3 janvier 1995.

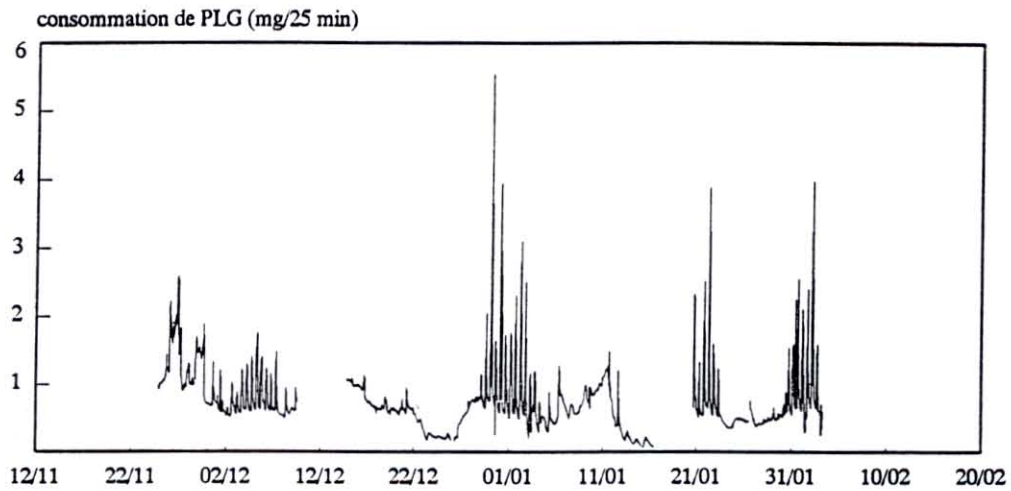
### 3.1.5. Relation huîtres-milieu

#### 3.1.5.1. Modèle biologique de croissance appliqué aux conditions trophiques des claires

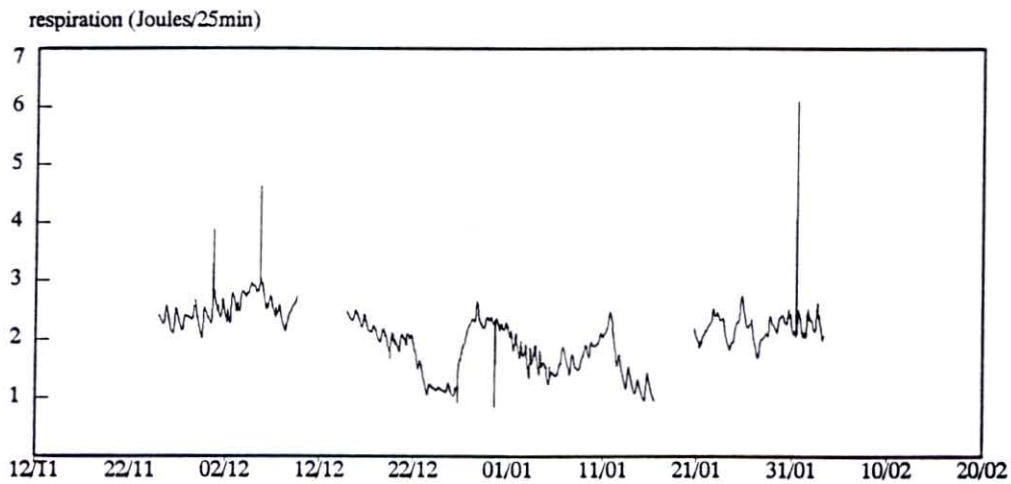
Les taux de filtration et de respiration sont calculés en fonction de la température et du poids moyen de l'huître (Bougrier *et al.*, 1995). La fonction de consommation des PLG est obtenue en multipliant la fonction de filtration par la concentration en PLG (fig. 21). Les valeurs moyennes de consommation sont comprises entre 1 et 5 mg.h<sup>-1</sup>. L'allocation d'énergie pour la respiration est de 2 à 6 Joules.h<sup>-1</sup> (fig. 22). La loi d'assimilation a été présentée par



Raillard (1991). En absence de loi de sélection, l'efficacité retenue est prise de 50 % pour l'ensemble de la période d'affinage. Dans ces conditions, la figure 23 présente l'évolution du potentiel de croissance au cours de la période d'affinage, de novembre 94 à janvier 95. On notera que le potentiel de croissance devient négatif consécutivement à des baisses de températures ( $\approx 10^{\circ}\text{C}$ ) en fin décembre et mi-janvier. Ces bilans négatifs se maintiennent fin décembre et particulièrement en périodes de mortes-eaux en janvier.



**Figure 21** : Description en continu de la fonction physiologique de consommation au cours de la période d'affinage en claires.



**Figure 22** : Description en continu de la fonction physiologique de respiration au cours de la période d'affinage en claires.

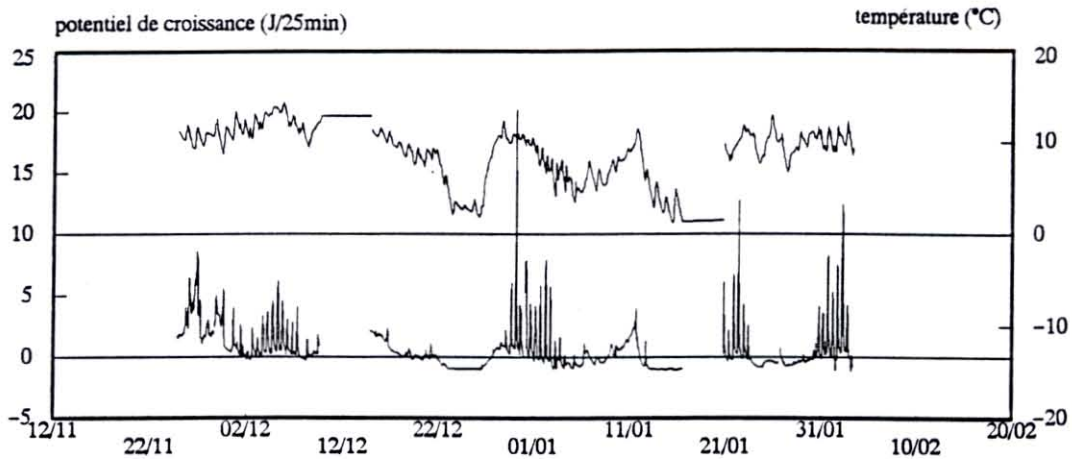


Figure 23 : Description en continu du potentiel de croissance au cours de la période d'affinage en claires. Relation avec la température.

### 3.1.5.2. Comparaison entre la production et le modèle écophysologique

Le rendement biologique est calculé pour chacune des claires (tableau 5). Ce rendement intègre les pertes dues à la mortalité survenue durant la période d'élevage. Le coefficient de croissance calculé à partir de ce rendement est compris entre 0,91 et 1,89 respectivement pour les claires 2 et 5. Du fait du résultat atypique en claire n° 1, aucun gradient de rendement n'est observé parallèlement à l'augmentation de la biomasse en élevage, même si le meilleur rendement (1,89) est observé à la plus faible densité en élevage.

Tableau 5 : Rendement biologique des claires expérimentales, calculé avec le poids sec moyen du tableau 4.

| Claires                         | 1    | 2    | 3    | 5    |
|---------------------------------|------|------|------|------|
| Biomasse initiale (g.poids sec) | 2483 | 1951 | 1419 | 710  |
| Biomasse finale (g.poids sec)   | 3190 | 1455 | 1649 | 1179 |
| Mortalité estimée (g.poids sec) | 304  | 324  | 170  | 163  |
| Coefficient de croissance       | 1,41 | 0,91 | 1,28 | 1,89 |

Sur la base de cette modélisation de la croissance, le potentiel de croissance (PC) intégré sur cette période est de 2 570 joules. Le gain de biomasse effectif durant la même période est de 2 700 joules.

### 3.1.6. Discussion – Conclusion

#### • Capacité trophique des claires

De nombreuses études effectuées sur les claires ostréicoles s'appuient sur une stratégie de prélèvements discrets en mortes eaux et en vives eaux pour estimer la capacité trophique des claires ostréicoles (Zanette, 1980 ; Deslous-Paoli, 1980 ; Nedhif, 1984 ; Gouletquer *et al.*, 1988). Dans la présente étude, la description de la ressource disponible dans la colonne d'eau par des signaux en continu permet de tenir compte intégralement de la variabilité de l'écosystème et limiter les problèmes liés à une fréquence d'échantillonnage trop restreinte. Par ailleurs, elle reflète l'ensemble des processus de remise en suspension puis de sédimentation



dont sont responsables les flux d'eau en période d'alimentation et le vent. Si au printemps et en été, une partie importante des ressources de la claire est produite *in situ*, en automne – hiver, ce sont les alimentations extérieures en eau qui sont responsables de l'essentiel des apports trophiques (Nedhif, 1984).

- **L'interface eau-sédiment** des claires ostréicoles est riche en matériel organique dans des proportions de 15–25 fois supérieures à la concentration de la colonne d'eau sus-jacente (Nedhif, 1984). La présente étude montre que ce rapport peut être encore bien supérieur et atteindre des valeurs de l'ordre de 100. Zanette (1980) constate également un rapport de 25 entre le phytobenthos et le phytoplancton, au bénéfice du premier, sans que les huîtres puissent en profiter sur le plan alimentaire. Zanette (1980) estime la biomasse phytobenthique à  $46 \text{ mg.m}^{-2}$  de chlorophylle active et Robert (1982) à  $200 \text{ mg.m}^{-2}$  de chlorophylle active. Gouletquer *et al.* (1988) trouvent des concentrations moyennes de  $50,9 \text{ mg.m}^{-2}$  de chlorophylle,  $85,8 \text{ mg.m}^{-2}$  de phéo et  $69,8 \text{ mg.m}^{-2}$  de PLG sur une période de novembre à janvier. Selon Rincé (1978), les huîtres peuvent consommer à la fois de la matière organique benthique et détritique. Cependant ces ressources sont sous la dépendance directe des conditions de vent et des cycles d'alimentation qui enrichissent la colonne d'eau par une remise en suspension et des apports telluriques. Toutefois, l'interface eau-sédiment accumule la matière organique d'origine détritique et vivante dans des proportions considérables. Par ailleurs, la claire est caractérisée par une pauvreté relative en ressources trophiques dans la colonne d'eau pendant la période d'affinage démontrant que la ressource benthique est peu disponible et sous exploitée par l'huître en automne.

- **Bilan énergétique**

L'étude en continu des ressources trophiques et des conditions physico-chimiques des claires a permis de tester le modèle biologique de croissance de l'huître avec pour hypothèse que la colonne d'eau intègre bien les ressources disponibles pour l'huître.

L'intégration du signal trophique de PLG à partir du modèle obtenu utilisant les signaux en continu de néphélométrie et de fluorescence, permet de connaître précisément la ressource énergétique de la colonne d'eau (Widdows *et al.*, 1979). L'utilisation des modèles de filtration et respiration (Bougrier *et al.*, 1995) et de la loi d'absorption de Raillard (1991) permet une approche de ce bilan énergétique. Sur la base d'une loi de sélection moyenne et constante de 50 %, le potentiel de croissance mesuré ("scope for growth") est cohérent avec les résultats de croissance observés.

Ce modèle permet de simuler les rendements négatifs de croissance mesurés sur la population d'huîtres (janvier). Cette baisse de rendement résulte principalement de la faiblesse des ressources trophiques dans la colonne d'eau et à un deuxième niveau de la valeur absolue et des variations brusques de température dans la colonne d'eau. Ces valeurs négatives sont notées particulièrement pendant les périodes de mortes-eaux.

La simulation présentée en figure 24 met en évidence l'importance relative d'une augmentation de PLG ou d'une élévation de la température. Une élévation de la température de l'eau d'1 degré sur l'ensemble de la période d'affinage ferait passer le potentiel de croissance de 2 600 à 3 800 joules. Une augmentation de 0,1 mg/l de PLG induirait une augmentation du potentiel de 1 500 joules.

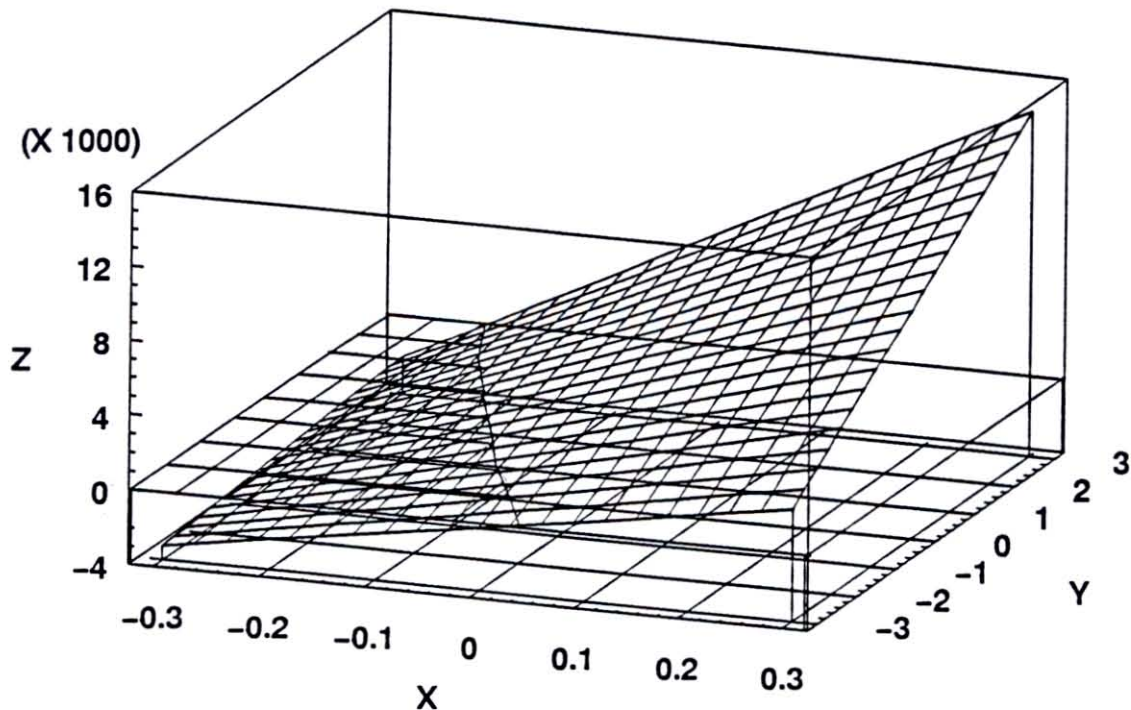


Figure 24 : modèle d'évolution du potentiel de croissance (Z) en fonction de la température (Y+ ou - 3° C) et de la ressource trophique en PLG de la colonne d'eau (X + ou - 0,3 mg/l) autour des valeurs expérimentales (X = 0 et Y = 0).

La figure 25 présente un bilan PLG établi sur une claire de 400 m<sup>2</sup> dont la hauteur d'eau varie de 30 à 100 cm.

Ce bilan est établi comme préambule à la modélisation de l'écosystème. Les processus pris en compte sont 1°) *l'alimentation* des claires, soit l'apport estimé de la quantité de PLG entrant à l'occasion des marées de vives eaux, 2°) la *sédimentation* mesurée à partir des prélèvements discrets comme production horaire durant toute la période d'affinage, et 3°) la *consommation* de l'huître estimée à partir du modèle de filtration de Bougrier *et al.* (1995).

Le stock estimé "rémanent" de PLG en suspension est de 81 g pour l'ensemble de la claire, quand la biomasse moyenne sur le fond est de 12 400 g, soit 150 fois plus. L'alimentation de la claire en PLG est de 5,89 g/h. La consommation par le cheptel d'huîtres atteint 4,7g/h avec une densité moyenne de 5,5 huîtres/m<sup>2</sup>, et la sédimentation de 2,31g/h.



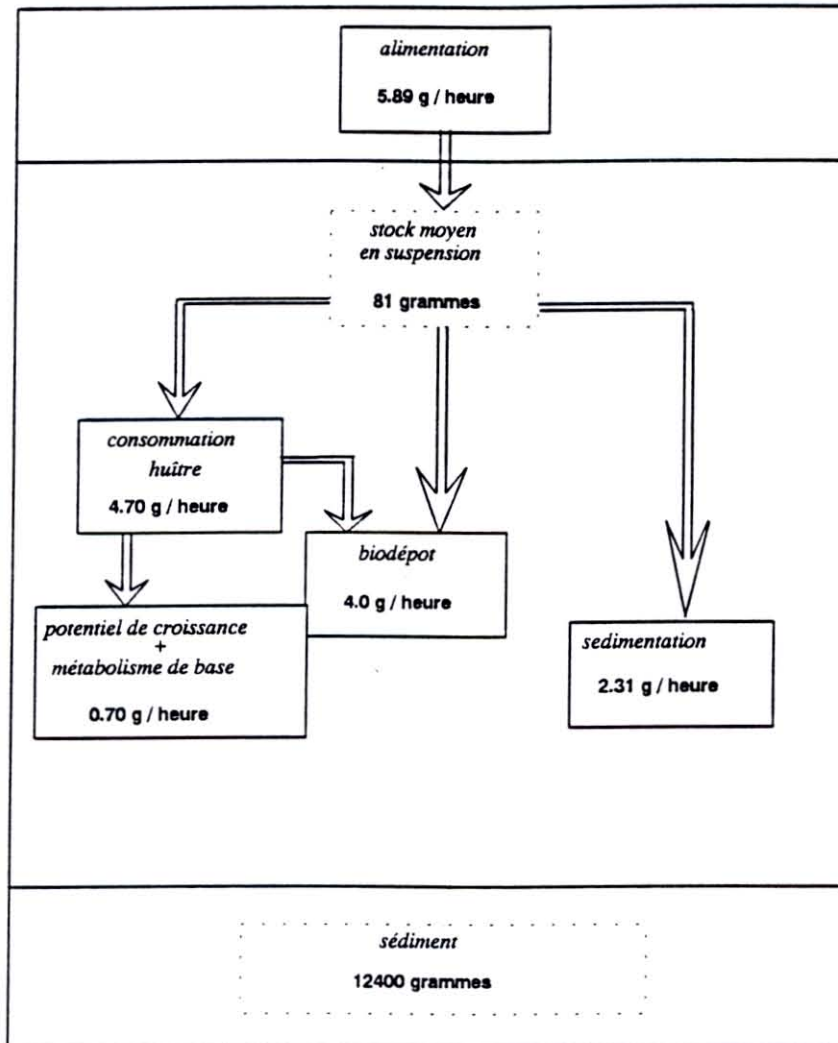


Figure 25 : Bilan de PLG établi sur une claire ostréicole de 400 m<sup>2</sup>.

Les connaissances acquises sur le mésocosme "claires" doivent permettre à terme d'optimiser l'analyse des processus de fonctionnement de cet écosystème.

Compte-tenu du fait que les rendements négatifs observés sur les huîtres résultent principalement d'un appauvrissement de la colonne d'eau en période automnale, l'objectif reste d'optimiser la disponibilité en nourriture.

En raison de l'indisponibilité d'utiliser de l'eau de forage afin de développer des élevages intensifs similaires à ceux réalisés par l'IFREMER Bouin (Baud *et al.*, 1995), le programme s'oriente vers une stratégie d'amendement couplée à une gestion hydraulique traditionnelle des claires ostréicoles. Un complément d'algues fourrages (*Skeletonema costatum*) obtenu par amendement minéral sur les eaux de remplissage du marais en périodes de vives-eaux, doit permettre d'accroître la ressource trophique durant les périodes de mortes-eaux et donc d'améliorer et de gérer l'affinage des huîtres en claires en période automnale.

## 3.2. Expérimentation 1995 – 1996

### 3.2.1. Production phytoplanktonique

#### 3.2.1.1. Aspect quantitatif

Les principaux résultats des productions en bassin sont présentés sur la figure 26.

Un total de 32 cultures en bassin a ainsi été lancé sur une période allant du 11 octobre au 7 Décembre 1995. La production totale a été de 1723 m<sup>3</sup>, dont 1113 ont été directement distribués aux huîtres.

Les résultats obtenus présentent une forte variabilité. Les concentrations cellulaires initiales vont de 5 à 6000 cellules par millilitre (bassin non inoculé), jusqu'à 200 000 (bassin inoculé) (fig. 26). Le temps de développement des cultures jusqu'à l'obtention d'un plateau de densité cellulaire varie de deux à cinq jours. Les densités maximales atteintes se situent dans une fourchette de 100 000 à 660 000 cellules par millilitre.

On note également la faible corrélation des mesures fluorimétriques avec les numérations cellulaires.

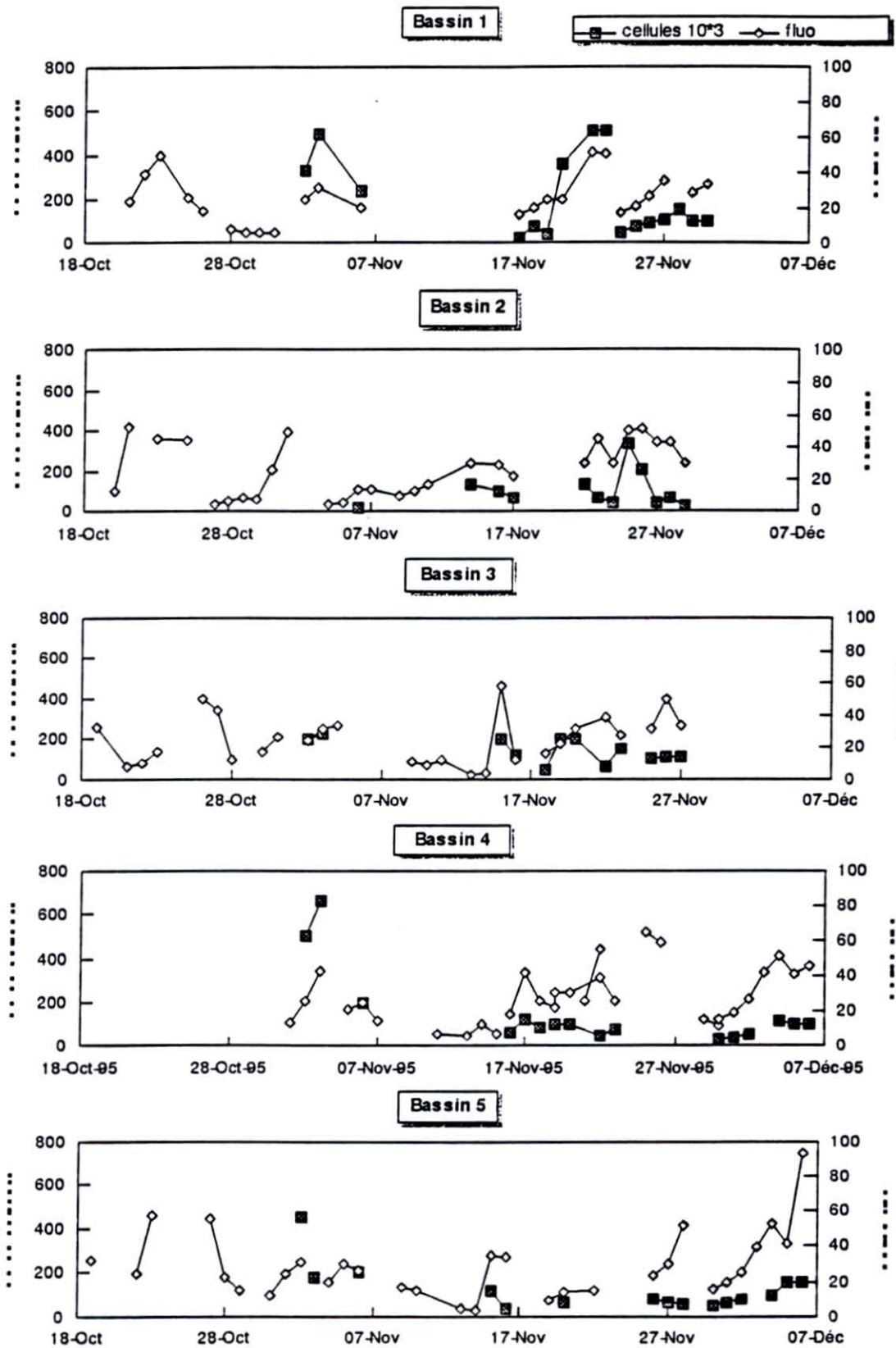
Plusieurs raisons expliquent ces variations :

- **variabilité météorologique**, de température, de durée et d'intensité de l'ensoleillement. Celles ci influencent directement la cinétique des cultures.

- **variabilité méthodologique**, du fait de la mise en place de la stratégie d'échantillonnage et des techniques de comptage sur une technique nouvelle. Par exemple, les mesures fluorimétriques réalisées les 13 et 14 novembre apparaissent relativement anachroniques dans le développement de la culture (fig. 26). Ceci résulte en fait d'un biais méthodologique dû à des prélèvements d'échantillons en sub-surface. Une stratification très importante s'est mise en place à cette période plus froide et pluvieuse. Ce prélèvement n'est pas assez représentatif comme l'indique la brusque remontée des mesures suivantes qui ont été réalisées à mi-hauteur de la colonne d'eau (tableau 6).

- **variabilité biologique** de la réponse à la mesure fluorimétrique. Le niveau de la réponse est influencé par la proche histoire des cellules végétales (Hussenot et Brossard, 1995). Cette mesure de la chlorophylle n'est donc pas directement corrélée avec la densité de cellules de l'échantillon. La teneur cellulaire en chlorophylle varie par ailleurs avec l'intensité lumineuse (Brault *et al.*, 1994). Ces auteurs remarquent en effet que celle-ci augmente en luminosité réduite.





**Figure 26 :** Evolution de la concentration cellulaire et des mesures fluorimétriques dans les cultures.

**Tableau 6** : Comparaison de la température et de la salinité en surface et au fond des bassins de culture.

| Bassin      |         | B 2  | B 3  | B 5  | Réserve | Claire 4 | Claire 5 |
|-------------|---------|------|------|------|---------|----------|----------|
| Température | Surface | 14,7 | 14,5 | 14,3 | 13,8    | 14,4     | 14,3     |
|             | Fond    | 15,4 | 15,2 | 15,4 | 13,7    | 15,7     | 15,6     |
| Salinité    | Surface | 29,2 | 29,7 | 29,5 | 32,8    | 31,7     | 31       |
|             | Fond    | 34   | 34   | 33,8 | 32,7    | 32,9     | 33,4     |

Les caractéristiques physico-chimiques diffèrent significativement entre la surface et le fond (tableau 6). En effet, on observe des écarts de 1 degré de température, et de 4,8 g/l de salinité. De même, les déterminations des populations phytoplanctoniques présentent de grandes variations entre la surface et le fond malgré une hauteur d'eau relativement faible (50–70 cm) (tableau 7). Les bassins de surface plus importante (claires et réserve) apparaissent plus homogènes, probablement en raison d'un effet de brassage du vent supérieur (Soletchnik *et al.*, 1995). Dans notre expérience, sans aération permettant d'homogénéiser le milieu, la méthode de prélèvement retenue est donc d'échantillonner à mi-profondeur, pour obtenir un échantillon représentatif de la culture.

De même, la technique de comptage utilisée classiquement en cultures monospécifiques, s'est révélée peu appropriée. Les cellules phytoplanctoniques présentes ont des capacités de flottaison ou de nage très variées. Un temps de décantation plus important, (réalisé sur la dernière série de comptages) doit améliorer leur précision. Il est en effet probable que certaines cellules, restées dans le volume d'eau de la lame du microscope, aient été omises dans le comptage. Par ailleurs, si les densités cellulaires prévues n'ont pas été atteintes, il en résulte une sous-utilisation des fertilisants et la question de leur devenir doit être posée. Par exemple, les cultures distribuées dans les claires d'affinage peuvent en contenir dans des proportions indéterminées.

### 3.2.1.2. Aspect qualitatif

Les espèces majoritaires ont toujours été *Skeletonema costatum*, et *Nitzschia longissima*, avec prédominance de l'une ou l'autre espèce selon les cultures. La détermination plus fine réalisée par le laboratoire DEL montre le grand nombre d'espèces présentes dans un tel système de culture pendant la période expérimentale (tableau 7).

### 3.2.2. Discussion – Conclusion

Cette première saison de production de phytoplancton en bassins extérieurs a permis de démontrer la faisabilité technique de cultures en grand volume à partir d'amendements minéraux et ceci en période automnale. Les processus physico-chimiques ainsi que les données descriptives du système ont pu être suivis et mis en évidence malgré les adaptations méthodologiques nécessaires.



Tableau 7 : Populations présentes dans les bassins au 16 novembre 1995.

|                                     | Surface  | Fond   |
|-------------------------------------|--|--|
| <b>Réserve</b>                      | - quelques <i>Nitzschia longissima</i><br>- rares naviculaceae   | - quelques <i>Nitzschia longissima</i><br>- rares naviculaceae   |
| <b>b2</b>                           | - rares <i>Nitzschia longissima</i><br>- nombreux tintinnides<br>- très nombreux <i>Ebria</i> sp.  | - Bloom <i>Nitzschia longissima</i><br>- Bloom <i>Skeletonema costatum</i><br>- rares tintinnides<br>- très nombreux phytoflagellés<br>- quelques <i>Ebria</i> sp.<br><i>Flore dominée par Skeletonema costatum</i>  |
| <b>b3</b>                           | - quelques <i>Ebria</i> sp.  | - Bloom <i>Nitzschia longissima</i><br>- Bloom <i>Skeletonema costatum</i><br>- rares tintinnides<br>- nombreux phytoflagellés<br>- quelques <i>Ebria</i> sp.<br>- quelques <i>Chaetoceros</i><br>- rares naviculaceae<br><i>Flore dominée par Skeletonema costatum</i>    |
| <b>b4</b>                           | - rares <i>Nitzschia longissima</i><br>- quelques phytoflagellés ( Prymnesiophycées )  | - Très nombreuses <i>Skeletonema costatum</i><br>- Nombreuses <i>Nitzschia longissima</i><br>- Rares <i>Ebria</i> sp<br>- Très nombreux phytoflagellés :<br>. (Cryptophycées et Prymnesiophycées )<br>- Rares Tintinnides  |
| <b>b5</b>                           | - rares thèques de <i>Nitzschia longissima</i><br>- rares Tintinnides<br>- très nombreuses thèque de naviculaceae<br>- nombreux <i>Ebria</i> sp. | - Bloom <i>Nitzschia longissima</i><br>- Bloom <i>Skeletonema costatum</i><br>- rares Tintinnides<br>- quelques phytoflagellés<br>- quelques <i>Ebria</i> sp.<br>- nombreux <i>Chaetoceros</i><br>- quelques naviculaceae<br><i>Flore dominée par Nitzschia longissima</i> |
| <b>Claire 2</b>                     | - Bloom de <i>Navicula ostrearia</i><br>- Longues chaines de <i>Melosira</i><br>- Naviculaceae<br>- <i>Nitzschia</i> et <i>Pleurosigma</i>       |  |
| <b>Numération<br/>( par litre )</b> | - rares = <5 000<br>- quelques = de 5 à 20 000   | - nombreuses = de 20 000 à 100 000<br>- très nombreuses = de 100 000 à 500 000   |

\* *Ebria* sp : dinoflagellé à squelette siliceux, consommant du *Skeletonema costatum*.

Cette expérimentation a permis de tester les installations qui se révèlent bien adaptées aux besoins d'une large production dans le cadre d'un marais en exploitation. Il s'agit là d'un prototype expérimental de production de phytoplancton "fourrage", associé à un élevage d'huîtres en phase d'affinage. Cependant, après la validation du prototype en 1996 et 1997, des options techniques complémentaires pourront être envisagées dans le cadre d'une production commerciale afin d'optimiser les coûts (e.g., optimisation du système gravitaire, réduction du temps de main d'oeuvre).

Du point de vue méthodologique, le savoir-faire acquis, va permettre la collecte systématique de données, tant en quantité qu'en fiabilité lors de la prochaine période d'affinage 1996. Un effort particulier portera sur la meilleure connaissance de la cinétique de l'utilisation

des nutriments, en particulier à grande échelle afin d'éviter l'injection d'amendements non assimilés dans les claires d'affinage via le système de distribution du phytoplancton.

#### IV. REFERENCES

- AFNOR, 1985. Norme française huîtres creuses. Dénomination et classification. NF V 45-056, 5 p.
- Banse K., C.P. Falls and L.A. Hobson, 1963. A gravimetric method for determination suspended matter in sea water using Millipore filters. *Deep-Sea Res.*, **10**: 639-642.
- Baud J.P., E. Brisset et M. Cardinal, 1995. Affinage contrôlé en bassin de l'huître creuse *Crassostrea gigas*. IFREMER RIDRV-95-17- RA-Bouin, 37 p.
- Bligh E.G. et W.F. Dyer, 1959. A rapid method of total lipid extraction and purification. *Can. J. Biochem. Physiol.*, **37**: 911-917.
- Bougrier S., P. Geairon, J.M. Deslous-Paoli, C. Bacher and G. Jonquieres, 1995. Allometric relationships and effects of temperature on clearance and oxygen consumption rates of *Crassostrea gigas* (Thunberg). *Aquaculture*, **134**: 143-154.
- Brault I, J.P. Baud et J. Haure, 1994. Faisabilité biologique de l'élevage intensif en bassin de l'huître plate *Ostrea edulis*. IFREMER RIDRV-94-21-RA-BOUIN, 50 p.
- Brody S., 1945. Bioenergetic and growth. Reinholt, New-York, in Beukema et De Bruin. 1979.
- Cartron B., 1993. Atelier Affinage d'huîtres en marais : programme 1993. CREEA, 60 p.
- Dankers N. et R. Laane, 1983. A comparison of wet oxidation and loss on ignition of organic material in suspended matter. *Environmental Technology Letters*, **4**: 283-290.
- Deslous-Paoli J.M, 1980. Contribution à l'étude de la biologie de l'huître creuse *Crassostrea gigas* (Thunberg) dans le bassin de Marennes-Oléron. *Thèse de doctorat d'université d'Aix Marseille*, 120 p.
- Dubois M., K.A. Gilles, J.K. Hamilton, P.A. Rebers and F. Smith, 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Anal. Chem.*, **28**: 350-356.
- Gouilletquer P., M. Nedhif and M. Héral, 1988. Production de Palourdes Japonaises *Ruditapes philippinarum* (Adams et Reeve) en bassin semi fermé : Approche énergétique et relations trophiques. *Aquaculture*, **74** : 331-348.
- Hussenot J. et D. Gautier, 1994. Techniques d'utilisation de la silice pour la production de masse des algues diatomées. IFREMER RIDRV-94.03. RA/CREMA - L'Houmeau, 26 p.
- Hussenot J. et N. Brossard, 1995. Premiers essais automnaux de culture de diatomées en masse (24 m<sup>3</sup>) sur eau de mer fertilisée (N/P/Si). Culture sans ensemencement et conditions limitantes. IFREMER RI DRV-95.02 RA/CREMA L'Houmeau, 48 p.



- Lawrence D.R. and G.I. Scott, 1982. The determination and use of condition index of oysters, *Estuaries*, **5**: 23–27.
- Lowry O.H., N. Rosebrough, A.L. Farr and R.J. Randall, 1951. Protein measurement with the Folin phenol reagent. *J. Biol. Chem.*, **193**: 265–275.
- Lucas A., 1982. La nutrition des larves de bivalves. *Oceanis*, **8** : 363–388.
- Marsh J.B. and D.B. Weinstein, 1966. Simple charring method for determination of lipids. *J. Lipid Res.*, **7**: 574–576
- Nedhif M., 1984. Elevage de *Ruditapes philippinarum* dans le bassin de Marennes–Oléron: Relations trophiques et bilan énergétique. *Thèse de spécialisation pour l'obtention du diplôme d'Ingénieur principal de l'I.N.A.T.*, 154 p.
- Raillard O., 1991. Etude des interactions entre les processus physiques et biologiques intervenant dans la production de l'huître *Crassostrea gigas* (Thunberg) du bassin de Marennes – Oléron: Essai de modélisation. *Thèse de doctorat de d'université de Paris VI*, 212 p.
- Razet D., M. Héral, J. Prou, J. Legrand et J.M. Sornin, 1990. Variation des productions saisonnières de biodépôts (féces et pseudofécès) de l'huître *Crassostrea gigas* dans un estuaire macrotidal : baie de Marennes–Oléron. *Haliotis*, **10** : 143–161.
- Rincé Y., 1978. Intervention des diatomées dans l'écologie des claires ostréicoles de la baie de Bourgneuf. *Thèse de doctorat de l'Université de Nantes*, 203 p.
- Robert J.M., 1982. Fertilité des claires ostréicoles et verdissement : Utilisation de l'azote par les diatomées dominantes. *Thèse de docteur d'état de l'université de Nantes*, 216 p.
- Soletchnik P., Razet D., Gouletquer P., Geairon P., Le Moine O. et N. Faury, 1995. Analyse de la capacité trophique de l'écosystème "claires ostréicoles" dans le cadre de l'affinage de l'huître creuse *Crassostrea gigas* (Bassin de Marennes–Oléron). IFREMER RI DRV–24–95 RA/La Tremblade, 43 p.
- Viollet F., 1995. Etude comparée de quatre méthodes d'analyse de la matière organique particulaire en suspension dans l'eau de mer des claires ostréicoles en période d'affinage de l'huître japonaise *Crassostrea gigas*. Université de Poitiers. Mémoire de Maîtrise de Chimie, 48p.
- Widdows J., P. Fieth and C.M. Worrall, 1979. Relationships between seston, available food and feeding activity in the common mussel *Mytilus edulis*. *Marine Biology*, **50**: 195–207.
- Zanette Y., 1980. Contribution à l'étude de la biologie des claires du bassin de Marennes–Oléron. *Rapport C.R.C.I. de Marennes–Oléron*, 36 p.

**FERTILITE POTENTIELLE DES EAUX DE CLAIRES  
OSTREICOLES DE LA REGION DE MARENNES-  
OLERON PAR *HASLEA OSTREARIA* SIMONSEN EN  
PERIODE D’AFFINAGE DES HUÎTRES.**

**Turpin V. et Robert J.M.**



## Résumé

Les claires ostréicoles représentent près de 3000 ha de marais exploités pour la conchyliculture dans la seule région Poitou-Charentes. Depuis près d'un siècle, la valorisation d'anciennes salines se traduit par l'engraissement et le verdissement des huîtres par l'intermédiaire d'une chaîne alimentaire courte Algues-Bivalves, donnant ainsi à ces bassins toute leur spécificité. L'algue en question, la diatomée *Haslea ostrearia* est capable de se multiplier au point de conduire au verdissement de ces bassins par synthèse d'un pigment de couleur bleu-vert, la marennine, provoquant de surcroît le verdissement des huîtres qui y sont immergées. Ce phénomène naturel, même s'il est favorisé par les pratiques empiriques des ostréiculteurs, reste aléatoire et non contrôlable.

Depuis deux ans, des claires ostréicoles de la station IFREMER de La Tremblade sont étudiées au niveau de la qualité de leurs eaux (analyse des sels nutritifs, et fertilité potentielle vis à vis d'*Haslea ostrearia*).

La première étude menée en 1994-95 avait montré, par l'emploi de tests biologiques couplés à la technique des enrichissements différentiels, que le premier facteur nutritionnel limitant la production de l'algue *in vitro* dans les conditions contrôlées du Laboratoire, était le Silicium.

En 1995-96, une étude similaire a été reconduite en étudiant cette fois de façon plus précise certains paramètres (Sels nutritifs, pH, teneurs en oxygène, indicateurs de biomasse...). De plus afin de mettre en évidence l'impact éventuel des huîtres sur la qualité nutritionnelle de l'eau vis à vis des producteurs primaires, les eaux provenant de deux claires ostréicoles ont été étudiées (Celles d'une claire sans mollusque, celles d'une claire contenant 20 huîtres au m<sup>2</sup> correspondant à la densité maximale autorisée par la norme AFNOR pour l'obtention de l'appellation "huîtres fines de claire"). Ainsi, nous avons pu confirmer certains résultats et répondre à de nouvelles interrogations.

L'azote semble être l'élément nutritif le plus abondant dans les eaux d'alimentation des claires, le silicium ainsi que les phosphates, se retrouvant à chaque fois en déficit par rapport aux formes azotées dissoutes. La qualité de l'eau, pour le développement des micro-algues, semble donc dépendre des teneurs en silicium et en phosphates.

La présence des huîtres à la densité de 20 individus au m<sup>2</sup>, induit des modifications directes et indirectes de certains paramètres du milieu. Cependant les bioessais permettent de dégager des conclusions légèrement différentes, dans le sens où les différences observées pour certains paramètres, surtout les sels nutritifs et notamment l'ammoniaque, n'affectent pas la qualité nutritionnelle de l'eau. Les tests biologiques permettent donc de montrer que la présence des huîtres n'altère ni n'augmente la fertilité potentielle des eaux d'une claire peuplée en mollusques par rapport à celles d'une claire témoin, vis à vis de la diatomée *Haslea ostrearia*.

En outre, les tests de fertilité ont montré que le silicium peut être considéré comme étant le premier facteur limitant la production de la diatomée *Haslea ostrearia*, laissant supposer le rôle majeur de cet élément dans l'économie du verdissement des claires et soulignant de surcroît les besoins importants de l'algue en cet élément.

Les prochains travaux se réaliseront in situ, c'est à dire en mésocosmes ou bien directement dans les claires, avec des conditions expérimentales (éclairage, température, gestion de l'eau, etc...) plus proches de la réalité que celles du laboratoire. Tout d'abord, il est envisagé de réaliser en grand volume des enrichissements différentiels (N+P+Si), avec des eaux filtrées, puis d'inoculer *Haslea ostrearia*, réalisant ainsi des cultures monospécifiques. Parallèlement la même expérience sera réalisée sans filtration de l'eau, mettant ainsi en présence le peuplement naturel des eaux des claires.

Suite aux enrichissements, un suivi de dynamique de population sera réalisé afin de connaître l'influence des enrichissements sur les populations microalgales. Le but étant d'orienter le bloom vers une prédominance d'*Haslea ostrearia*. On pourra aussi en mésocosme introduire des huîtres, et voir l'influence des mollusques sur le peuplement mais aussi sur le développement des populations de microalgues. En effet il y a probablement un impact sur la microflore, impact que nous n'avons pu déceler par la présente étude, les cultures s'étant réalisées en l'absence des bivalves. Il est possible de réaliser également des suivis de cultures en enceintes dialysantes dans les claires elles mêmes, permettant ainsi d'avoir des conditions climatiques, mais aussi physico-chimiques identiques aux conditions réelles saisonnières.



## SOMMAIRE

|   |    |
|---|----|
| <i>1 Introduction</i> .....   | 2  |
| <i>2 Matériel et méthodes</i> .....   | 2  |
| 2-1 Le site expérimental.....   | 2  |
| 2-2 Stratégie spatio-temporelle d'échantillonnage .....   | 3  |
| 2-3 Suivi des paramètres environnementaux .....   | 3  |
| 2-3-1 Température, pH et oxygène dissous .....  | 3  |
| 2-3-2 Paramètres indicateurs de biomasse (chlorophylle <i>a</i> , phéopigments, caroténoïdes) .....             | 3  |
| 2-3-3 Sels nutritifs .....  | 4  |
| 2-3-4 La matière en suspension (MES) .....  | 4  |
| 2-4 Tests biologiques - Enrichissements différentiels .....   | 4  |
| <i>3 Résultats</i> .....  | 5  |
| 3-1 Evolution des paramètres T°, Oxygène et pH .....  | 5  |
| 3-2 Evolution des paramètres indicateurs de biomasse (chlorophylle <i>a</i> , phéopigments, caroténoïdes) ..... | 6  |
| 3-3 Evolution de la matière en suspension (MES).....  | 6  |
| 3-4 Evolution des sels nutritifs .....  | 9  |
| 3-4-1 Les nitrites, nitrates et ammoniac .....  | 9  |
| 3-4-2 Les phosphates .....  | 10 |
| 3-4-3 Les silicates .....   | 10 |
| 3-4-4 Utilisation des sels nutritifs par les micro-algues dans les deux cultures .....                          | 10 |
| 3-4-5 Conclusions .....   | 11 |
| 3-5 Résultats des bioessais.....  | 12 |
| Conclusions.....  | 13 |
| <i>4 Conclusions</i> .....  | 14 |
| <i>Bibliographie</i> .....  | 15 |

# Etude des paramètres limitant la production de la diatomée *Haslea ostrearia* Simonsen en conditions naturelles de gestion hydraulique d'un marais expérimental. Suivi de deux claires ostréicoles - Mise en évidence ou non d'un impact des huîtres sur la fertilité potentielle de l'eau des claires.

## 1 Introduction

Les expériences menées au cours de l'année 94-95 sur le même site expérimental avaient montré une certaine régularité dans les résultats des tests d'enrichissements différentiels. Nous avons mis en évidence que le premier facteur limitant la production d'*Haslea ostrearia* Simonsen pour les eaux des claires du site expérimental IFREMER de la Tremblade était le silicium, soulignant ainsi l'importance de cet élément dans l'économie du verdissement. En 1995-1996, le même type d'étude a été réalisé, en suivant 2 claires expérimentales, une ne contenant pas d'huîtres, l'autre ayant une densité de 20 huîtres au m<sup>2</sup> (correspondant à la densité maximale pour l'acquisition de produits de qualité « fines de claires » selon la norme AFNOR), afin de déterminer l'impact ou non des huîtres sur la fertilité potentielle des eaux de cette claire pour la diatomée *H. ostrearia*.

Un suivi des différents paramètres environnementaux, ainsi que des tests de fertilité, couplés à des enrichissements différentiels, ont été réalisés entre janvier et mai 1996.

## 2 Matériel et méthodes

### 2-1 Le site expérimental.

Le site expérimental, comme l'année précédente, correspond aux claires ostréicoles de la station IFREMER La Tremblade, sur la commune de Ronce-les-Bains, Bassin de Marennes-Oléron. Sur les cinq claires d'une superficie de 400 m<sup>2</sup> en moyenne chacune, seulement deux ont été suivies durant les 5 mois d'étude (Claire 1 et 5, Fig. 1). Chacune des claires est alimentée en eau de mer par un chenal, puis par des "bondons" verticaux en PVC de 30 cm de diamètre. Le renouvellement de l'eau se réalise de façon naturelle à marée haute, lorsque les coefficients de marée dépassent 70 et sous l'influence aussi des conditions atmosphériques.

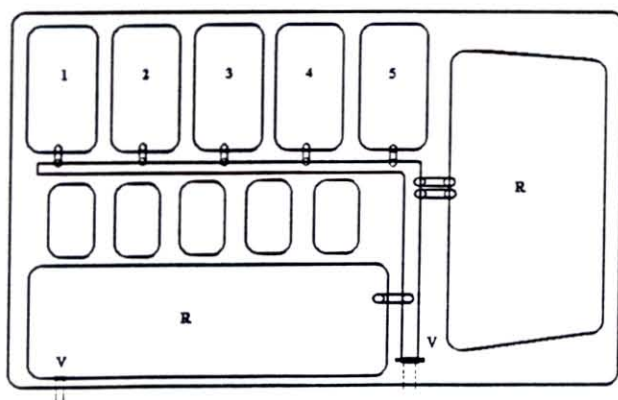


Figure 1 : Site expérimental de La Tremblade. Claires 1 à 5 : seules la claire 1 (20 huîtres au m<sup>2</sup>) et la claire 5 (claire témoin sans huîtres) ont été suivies au cours de l'étude. R : Réservoir ; V : Varaigne (Vanne d'alimentation).

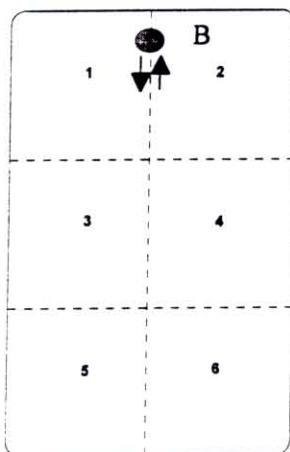


## 2-2 Stratégie spatio-temporelle d'échantillonnage

Durant la période d'étude entre janvier et mai 1996, 8 campagnes de prélèvements ont été réalisées, sur la zone d'échantillonnage. Celles-ci se sont déroulées de la manière suivante :

- lors des marées de vives eaux (eaux entrantes dans les claires pour des coefficients de marée supérieurs à 70).
- après séjour de cette eau dans les claires juste avant la nouvelle marée de vives eaux (période de stabulation).

Nous avons donc pu suivre ainsi 4 cycles de stabulation des eaux, au cours des périodes hivernale et printanière.



Chacune des claires a été découpée spatialement en six sous-unités homogènes (Fig. 2). Dans chacune des sous-unités les différents paramètres environnementaux ont été mesurés. De plus des prélèvements de sédiment ont été réalisés en fin de séjour de l'eau dans les claires, pour chaque sous-unité.

Figure 2 : Découpage spatial de la claire en six sous-unités d'échantillonnage, équivalente en superficie. (1-6 : Points de prélèvements ; B : "Bondon" alimentation en eau).

## 2-3 Suivi des paramètres environnementaux

### 2-3-1 Température, pH et oxygène dissous

Lors de chaque campagne de prélèvement, la température de l'eau de surface a été mesurée pour les deux claires aux six points d'échantillonnage décrits précédemment. Les quantités en oxygène dissous ont aussi été estimées. Ces deux paramètres ont été évalués au moyen d'un oxymètre-thermomètre de terrain (modèle WTW Oxy 196). Parallèlement le pH était estimé avec un pH-mètre portable de terrain (modèle WTW D 812 Weilheim). Ces mesures ont été réalisées toujours à la même heure dans la journée (14 heures), afin que les conditions d'éclairement soient des plus semblables.

### 2-3-2 Paramètres indicateurs de biomasse (chlorophylle *a*, phéopigments, caroténoïdes)

Pour chaque point de prélèvement, deux flacons de 500 mL d'eau sont prélevés, avec préfiltration sur toile à bluter de 150  $\mu\text{m}$  de vide de maille pour éliminer le zooplancton et éviter au maximum le broutage. Les prélèvements ainsi réalisés sont stockés à l'obscurité et au froid dans des glacières isothermes avant analyse au laboratoire. Les 12 prélèvements réalisés dans chaque claire, sont ensuite filtrés après homogénéisation, sur filtre Whatman GF/F. Puis chaque filtre est congelé avant analyse suivant le protocole de Lorenzen (1967).

### 2-3-3 Sels nutritifs

Pour les six points de chaque claire, des prélèvements d'un litre d'eau sont réalisés, puis filtrés sur membrane Millipore en acétate de cellulose de 1,2 µm de vide de maille, et répartis en piluliers de 80 mL pour les dosages respectifs.

Les sels nutritifs (NO<sub>2</sub>, NO<sub>3</sub>, SiO<sub>3</sub>, PO<sub>4</sub>) ont été dosés à l'auto-analyseur SKALAR, en évitant la phase de congélation, c'est à dire après conservation au froid et à l'obscurité au maximum 24 heures. En effet ces paramètres évoluent peu. L'azote nitrique (NO<sub>3</sub>) et nitreux (NO<sub>2</sub>) sont dosés suivant la méthode de Strickland et Parsons (1972), le silicium minéral dissous est dosé quant à lui suivant la méthode de Mullin et Riley (1955) modifié par Strickland et Parsons (1972). Le Phosphore minéral dissous est dosé suivant la méthode de Murphy et Riley (1962).

L'azote ammoniacal (NH<sub>4</sub>) est dosé suivant le protocole décrit par Solorzano (1969) et par Koroleff (1969), modifié par Grasshoff et Johansen (1972). Chaque prélèvement est traité immédiatement sur le terrain car la concentration en azote ammoniacal évolue très rapidement.

### 2-3-4 La matière en suspension (MES)

Pour chaque point de prélèvement, 1 flacon de 2 litres d'eau non filtrée a été prélevé et stocké à l'obscurité et au froid. Au laboratoire après homogénéisation, 500 mL sont filtrés sur filtres Whatman GF/F de 4.7 cm de diamètre préalablement carbonisés. Après la filtration et l'élimination du sel présent sur les filtres en utilisant du formiate d'ammonium (35‰), on réalise une pesée (P1). Une nouvelle pesée a lieu après passage des filtres 24 heures à 60 °C à l'étuve (P2), permettant d'obtenir la quantité de matière en suspension (MES ou seston total (P2-P1)). Les filtres sont ensuite passés 4 heures à 400 °C afin d'éliminer la matière organique particulaire, une nouvelle pesée (P3) après refroidissement des filtres, est réalisée. Par différence on obtient la quantité de seston organique (P2-P3) et de seston minéral (P3-P1).

### 2-4 Tests biologiques - Enrichissements différentiels

Pour chaque campagne, l'eau est prélevée dans chaque claire et filtrée sur place sur membrane en acétate de cellulose de 1,2 µm de vide de maille (Préfiltration et Filtration), et répartie dans 2 bidons de 25 litres (1 bidon par claire). Les échantillons ainsi récoltés sont acheminés dans les meilleurs délais au laboratoire de Biologie Marine de Nantes, et stockés en chambre froide durant la nuit. Le lendemain matin, une nouvelle filtration est réalisée sur membrane en acétate de cellulose de 0,45 µm de vide de maille (Préfiltration et Filtration).

L'eau est ensuite répartie dans 24 Erlenmeyers (300 mL/Erlenmeyers de 500 mL), préalablement autoclavés. Des enrichissements sont réalisés, empruntant des concentrations identiques à celles du milieu synthétique ES de Provasoli dilué au 1/3 selon Robert (1983); leurs compositions figurent dans le Tableau 1. L'expérience a été réalisée en triplicata (témoin et les 7 enrichissements) soit 24 erlenmeyers, et ce pour les deux claires.

Les concentrations utilisées (Tableau 1) sont supérieures à celles des nutriments contenus dans l'eau de mer en général, afin que l'enrichissement se traduise par une croissance



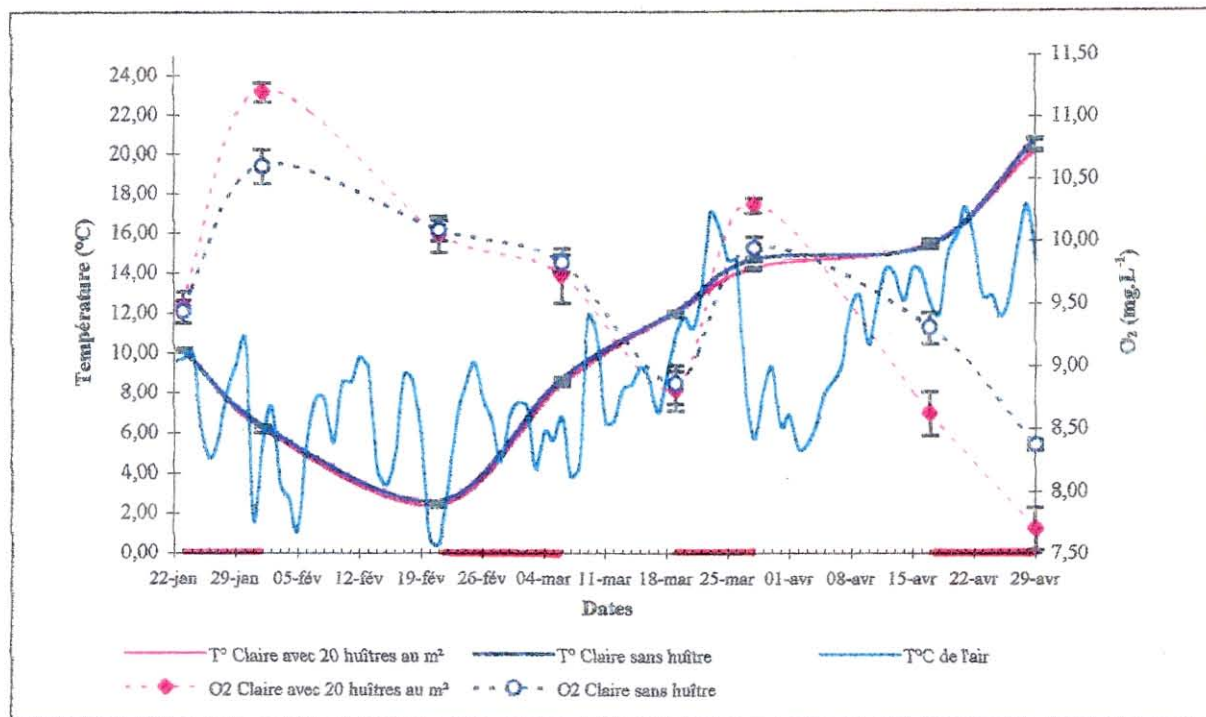


Figure 3 : Evolution au cours du temps de la température et de la teneur en oxygène des eaux superficielles des deux claires étudiées (erreur standart pour la moyenne des six points de prélèvement dans la claire) (— : période de séjour de l'eau dans les claires (Stabulation)).

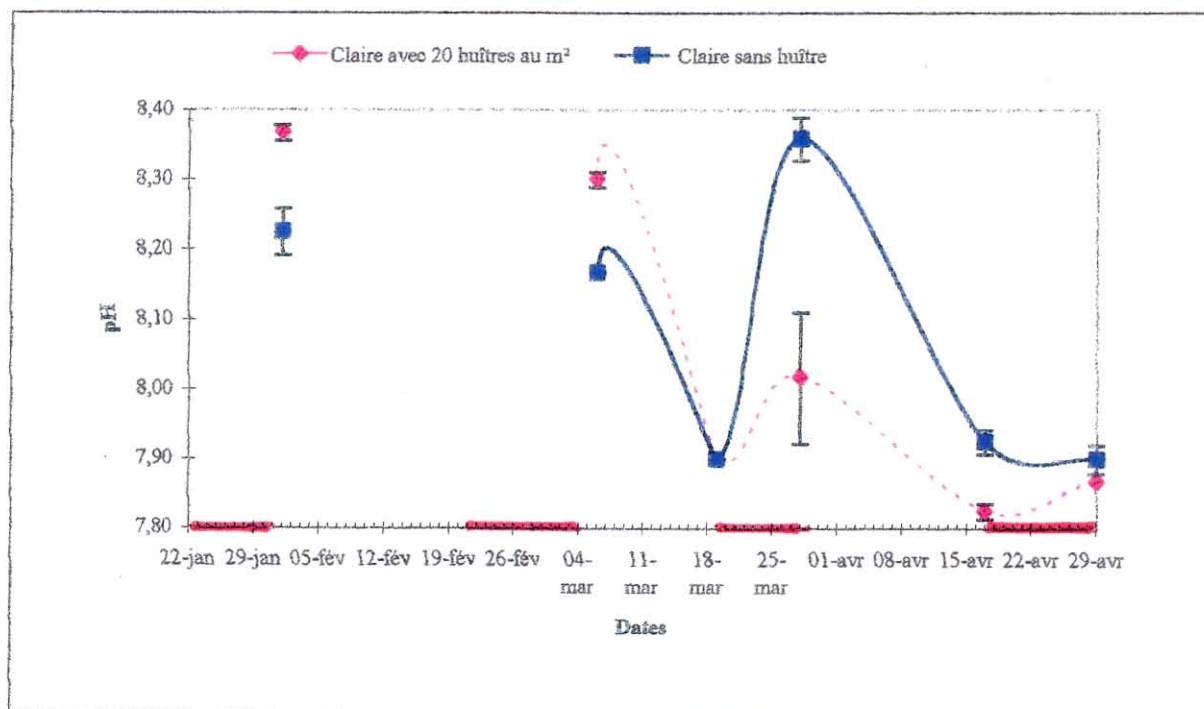


Figure 4 : Evolution au cours du temps du pH des eaux superficielles des deux claires étudiées (erreur standart pour la moyenne des six points de prélèvement dans la claire) (— : période de séjour de l'eau dans les claires (Stabulation) ; le 23/1/96 et le 21/2/96, les mesures n'ont pu être réalisées : appareil défaillant).

significativement plus forte que celle observée sur l'eau non enrichie et suffisamment faible pour que les voies métaboliques de l'assimilation soient les mêmes qu'*in situ*.

Parallèlement un inoculum d'*H. ostrearia* est préparé 7 jours avant l'ensemencement, afin d'obtenir une biomasse suffisante. Cet inoculum est passé 48 heures sur eau de mer pauvre, afin d'épuiser les cellules algales de leurs réserves potentielles (Berland *et al.* 1973, Maestrini et Robert, 1981). Ensuite cette culture axénique de navicules est introduite dans les 24 erlenmeyers à une concentration de 2000 cellules.mL<sup>-1</sup>. Les cultures ainsi mises en place sont maintenues à température constante de 16°C, sous un éclairage de 2000 lux, avec un rythme jour-nuit de 14h-10h.

Tableau 1 : Nature et concentration des éléments et composés utilisés pour la réalisation d'enrichissement.

| Nature et concentration des éléments et composés après enrichissement |         | Forme chimique utilisée                               | Composition des enrichissements |
|---|---------|---|---------------------------------|
|   |         |   | Témoin                          |
| N   | 100 µM  | NaNO <sub>3</sub>                                     | N                               |
|   |         |   | P                               |
|   |         |   | Si                              |
| P   | 6,25 µM | K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> , 3 H <sub>2</sub> O  | N+P                             |
|   |         |   | N+Si                            |
| Si  | 100 µM  | Na <sub>2</sub> SiO <sub>3</sub> , 5 H <sub>2</sub> O | P+Si                            |
|   |         |   | N+P+Si                          |

Après six jours de culture, on réalise des numérations cellulaires sur les 48 erlenmeyers, parallèlement, la culture est filtrée. Les filtrats sont immédiatement dosés à l'auto-analyseur SKALAR (estimation des concentrations en NO<sub>2</sub>, NO<sub>3</sub>, SiO<sub>3</sub>, et PO<sub>4</sub>), l'azote ammoniacal (NH<sub>4</sub>) étant dosé manuellement afin d'éviter la congélation des échantillons.

Les cultures sont simultanément filtrées aussi sur filtre GF/F de 2.5 cm de diamètre, pour estimer les teneurs en chlorophylle *a*, caroténoïdes, phéopigments, CHN et silice biogénique (Bsi).

### 3 Résultats

#### 3-1 Evolution des paramètres T°, Oxygène et pH

Les températures varient au cours du temps de façon similaire dans les deux claires (Fig. 3). Elles sont comprises entre 2,3 °C le 21 février (Hiver), et 20,8 °C le 29 avril (Printemps). L'oxygène varie entre 7,7 mg.L<sup>-1</sup> (29 avril) et 11,2 mg.L<sup>-1</sup> (1<sup>er</sup> février) pour la claire contenant des huîtres; entre 8,4 mg.L<sup>-1</sup> (29 avril) et 10,6 mg.L<sup>-1</sup> (1<sup>er</sup> février) pour la claire sans huîtres.

On peut remarquer la présence de deux pics en oxygène dissous (le 1<sup>er</sup> février et le 28 Mars) correspondant à des fins de séjour de l'eau dans les claires. Comme nous le verrons plus tard, ils correspondent aussi à des teneurs importantes en pigments totaux (Chl. *a* + phéopigments), c'est à dire à deux blooms de microalgues.

Le pH varie entre 7,8 et 8,4 dans les deux claires, ces valeurs légèrement basiques correspondent à la gamme de valeurs trouvées par Robert (1983) pour les eaux des claires de la baie de Bourgneuf. Bien que certaines données soient absentes, on peut quand même dire que lors des fins



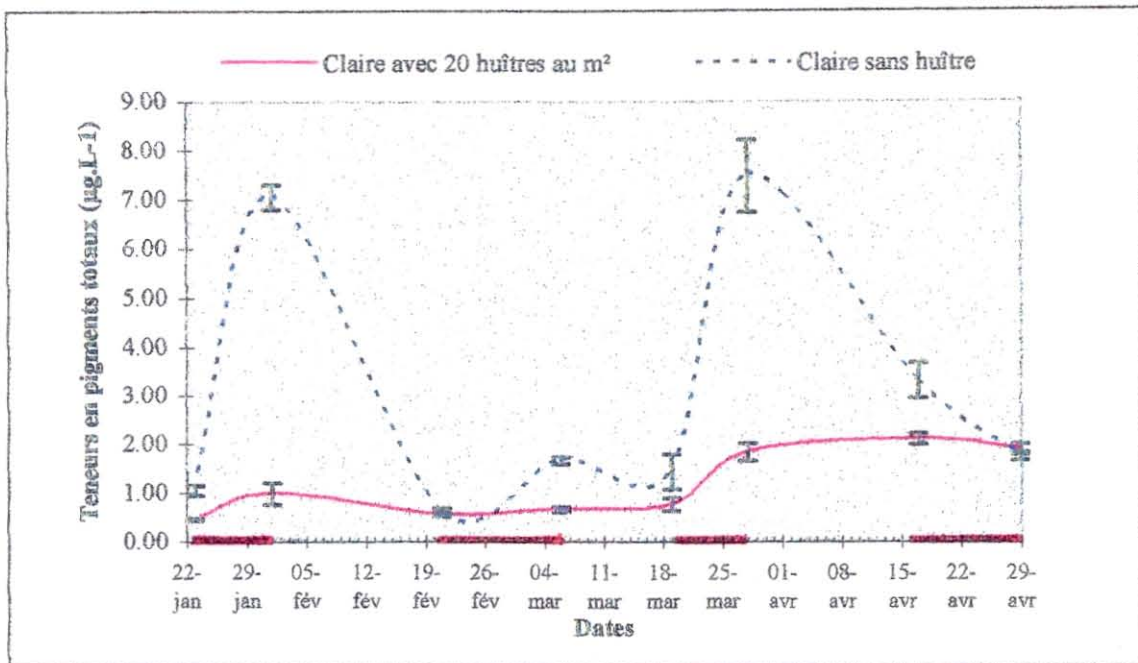


Figure 5 : Evolution au cours du temps des teneurs en pigments totaux des eaux superficielles des deux claires étudiées (erreur standard pour la moyenne des six points de prélèvement dans la claire) (— : période de séjour de l'eau dans les claires (Stabulation)).

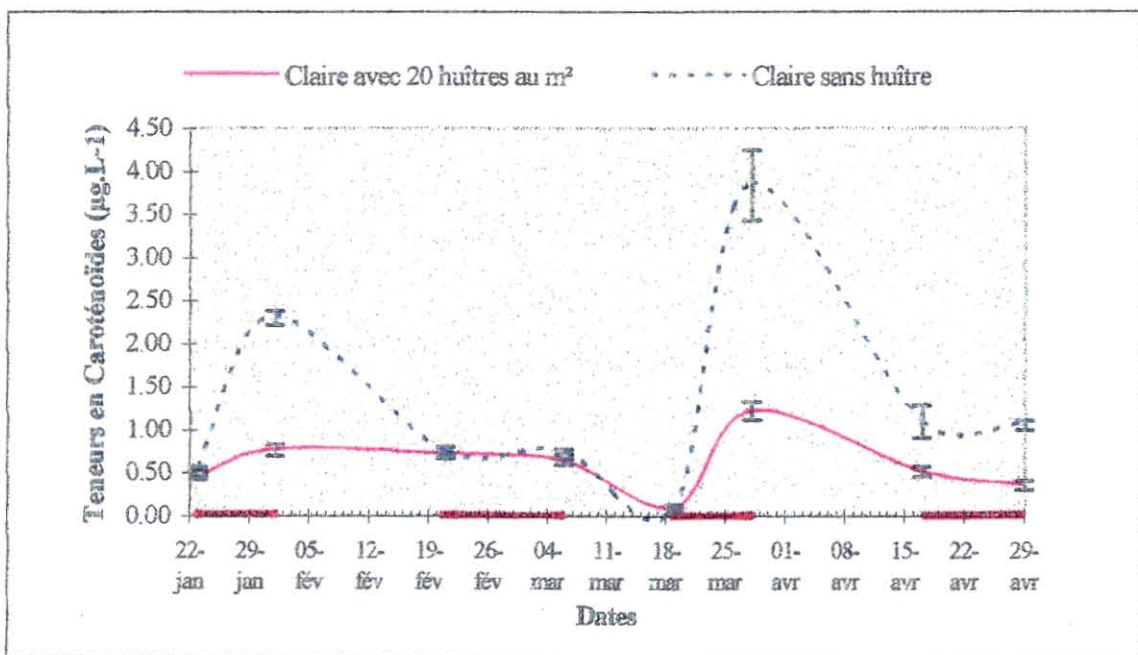


Figure 6 : Evolution au cours des teneurs en pigments caroténoïdes des eaux superficielles des deux claires étudiées (erreur standard pour la moyenne des six points de prélèvement dans la claire) (— : période de séjour de l'eau dans les claires (Stabulation)).

de séjour de l'eau (01/02/96, 06/03/96, 28/03/96) les différences sont plus marquées entre les deux claires. Ceci peut s'expliquer par des mécanismes chimiques et biologiques propres à chaque claire.

Par exemple si l'on regarde les valeurs de pH le 28/3/96, date correspondant à un bloom phytoplanctonique, on s'aperçoit que le pH est plus élevé dans la claire sans huîtres. En effet le pH, comme l'oxygène sont associés, par l'intermédiaire du CO<sub>2</sub>, à l'équilibre acido-basique. Dans la journée l'activité photosynthétique est importante, ce qui conduit à une production d'O<sub>2</sub> et une diminution du CO<sub>2</sub>, ce qui se traduit par une augmentation du pH. Les teneurs en pigments totaux étant plus importantes dans la claire sans huître, l'activité photosynthétique y est plus importante, le pH y est donc plus élevé.

### ***3-2 Evolution des paramètres indicateurs de biomasse (chlorophylle a, phéopigments, caroténoïdes).***

*Les teneurs en chlorophylle a et phéopigments ont été ajoutées ; on utilisera le terme de pigments totaux pour décrire l'évolution de ces deux paramètres, en effet les phéopigments sont les produits de dégradation de la chlorophylle.*

On remarque tout de suite des différences importantes entre les deux claires pour les teneurs en pigments totaux (Fig. 3). La claire contenant les huîtres ayant des teneurs en pigments totaux nettement inférieures à celles de la claire sans huîtres sauf aux périodes d'échantillonnage correspondant à l'alimentation en eau (23/01/96, 06/03/96, 19/03/96, 17/04/96). Dans la claire contenant les huîtres, presque toute la production planctonique est consommée. En supposant que les deux claires aient une production planctonique équivalente ; lors des deux périodes de stabulation de l'eau (23/01 au 01/02 et 19/3 au 28/03) ce serait 76,7 % en moyenne de cette production qui serait consommée par les huîtres, tandis que seulement 36,7 % de cette production serait consommée pour la période du 21/02 au 06/03, consommation plus faible pouvant s'expliquer par des températures basses. En effet le 21/02, la température moyenne était de 2,3°C avant qu'elle ne remonte à 8,5 °C le 06/3, durant cette période les températures plus faibles auraient ralenti le métabolisme des mollusques, ce n'est qu'une hypothèse qui pourraient être confirmée par l'examen des températures de l'air. En effet entre ces deux dates, la température moyenne de l'air est de 6,0°C durant la journée.

Comme pour les pigments totaux, les teneurs en pigments caroténoïdes présentent des différences importantes entre les deux claires. La claire ne contenant pas d'huîtres présente des teneurs plus importantes que la claire contenant des huîtres. Les évolutions sont similaires à celles des pigments totaux. La différence observée entre les deux claires souligne donc un impact des huîtres sur ces deux facteurs, impact direct sur les populations algales *via* la consommation du phytoplancton par les mollusques.

### ***3-3 Evolution de la matière en suspension (MES)***

Les paramètres décrivant l'évolution de la matière en suspension (Seston total, Seston organique, et Seston minéral, ainsi que le rapport Seston organique sur Seston total) sont présentés sur



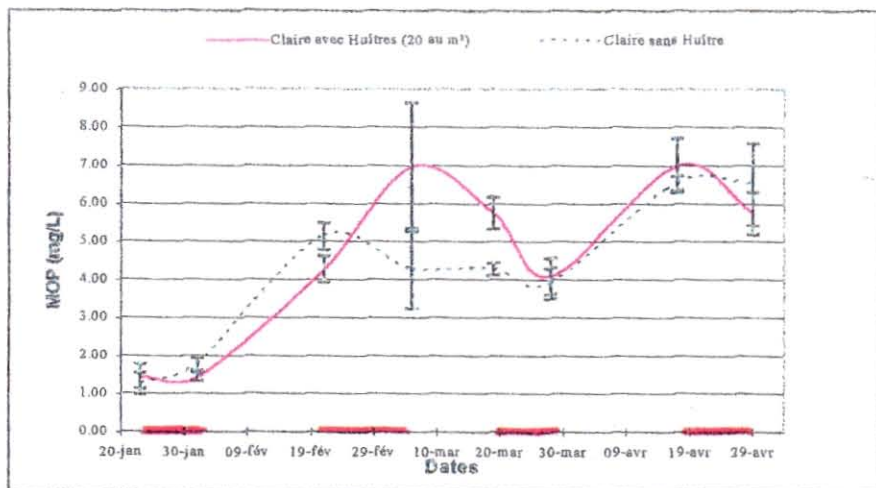


Fig. 7 : Evolution du Seston organique (MOP) dans les deux claires. (Barres : erreur standart)

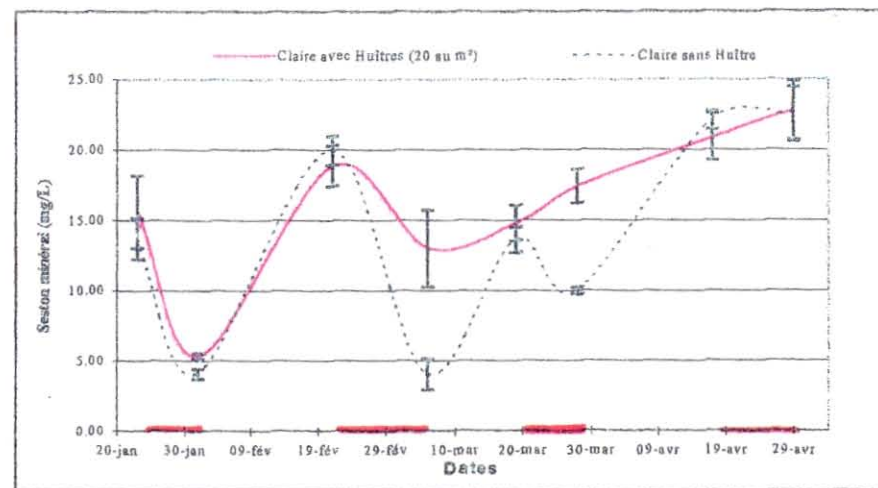


Fig. 8 : Evolution du Seston Minéral (MIP) dans les deux claires. (Barres : erreur standart)

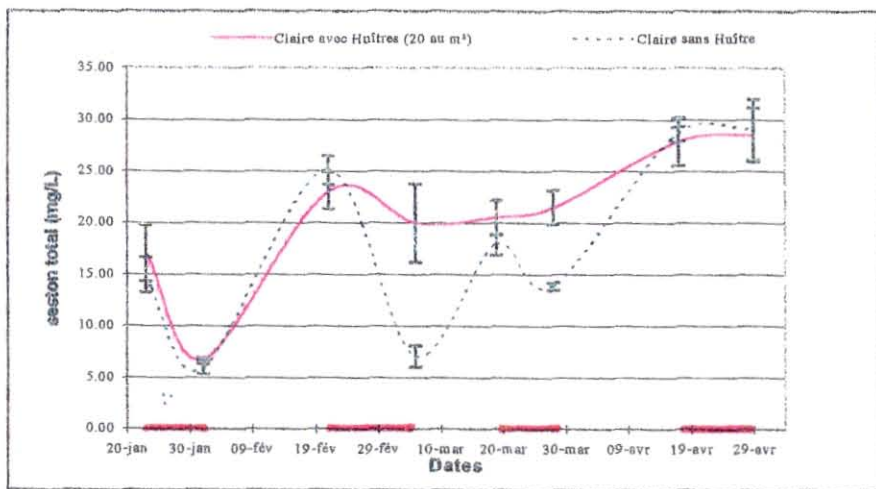


Fig. 9 : Evolution du Seston total (MES) dans les deux claires. (Barres : erreur standart)

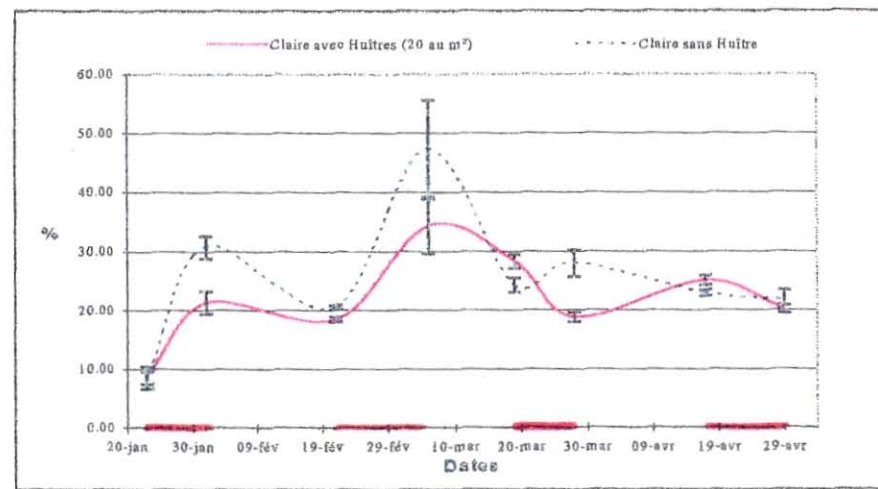
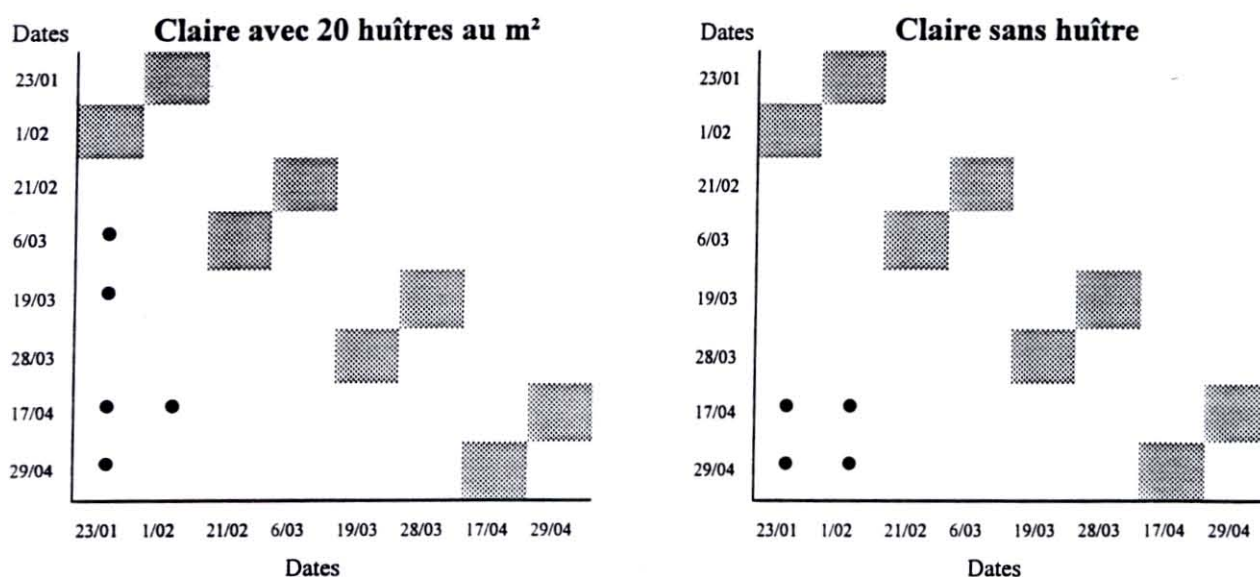


Fig. 10 : Evolution du rapport Seston organique sur Seston total (en %) dans les deux claires. (Barres : erreur standart)

les figures 7, 8, 9, 10. On peut remarquer qu'il existe des différences entre les deux claires. Lors des périodes de stabulation (séjour de l'eau dans les claires), on s'aperçoit que seston total et seston minéral diminuent, soulignant une certaine cyclicité, surtout pour la claire ne contenant pas les huîtres. Pour la claire où la densité est de 20 huîtres au m<sup>2</sup>, on retrouve ce phénomène pour les deux premières périodes (23/01 au 1/02 et du 21/02 au 6/03), alors que pour les deux dernières périodes de stabulation il y a augmentation de ces deux paramètres.

En réalisant une analyse de variance sur les données de Seston organique (MOP), on se rend compte comme sur la figure 7, que même s'il existe des différences entre les différentes périodes de stabulation, il n'y a pas de différence significative entre le moment où l'eau entre dans la claire et après son séjour (les résultats sont consignés dans les graphiques suivants, décrivant les résultats d'une comparaison multiple (méthode de Dunn) entre les différentes dates de prélèvements. • : différence significative p<0,05).



Les résultats des comparaisons multiples par la méthode de Dunn, après analyse de variance, montrent qu'il existe des différences significatives entre certaines dates ( $p < 0,05$ ), cependant lors des cycles de stabulations (périodes grisées) il n'y a pas de différences significatives entre les eaux entrantes et les eaux ayant séjourné dans les claires, la matière organique particulaire n'évolue donc pas lors de la phase de stabulation de l'eau, et ce pour les deux claires.

Si l'on s'intéresse à l'évolution du rapport entre seston organique sur seston total, on remarque que ce rapport varie entre 15 et 30 % pour la période printanière (du 20 Mars au 29 Avril), les différences entre les deux claires ne semblent pas significatives pour les mêmes dates d'échantillonnage.

De plus on notera que le seston minéral représente une part importante de la matière en suspension (Seston total) entre 90 et 65 % toutes dates confondues. On peut essayer de comparer les deux claires en réalisant une régression linéaire entre seston total et seston organique, et en comparant les deux droites de régression (pente et ordonnées à l'origine) (Fig. 11). L'examen des deux



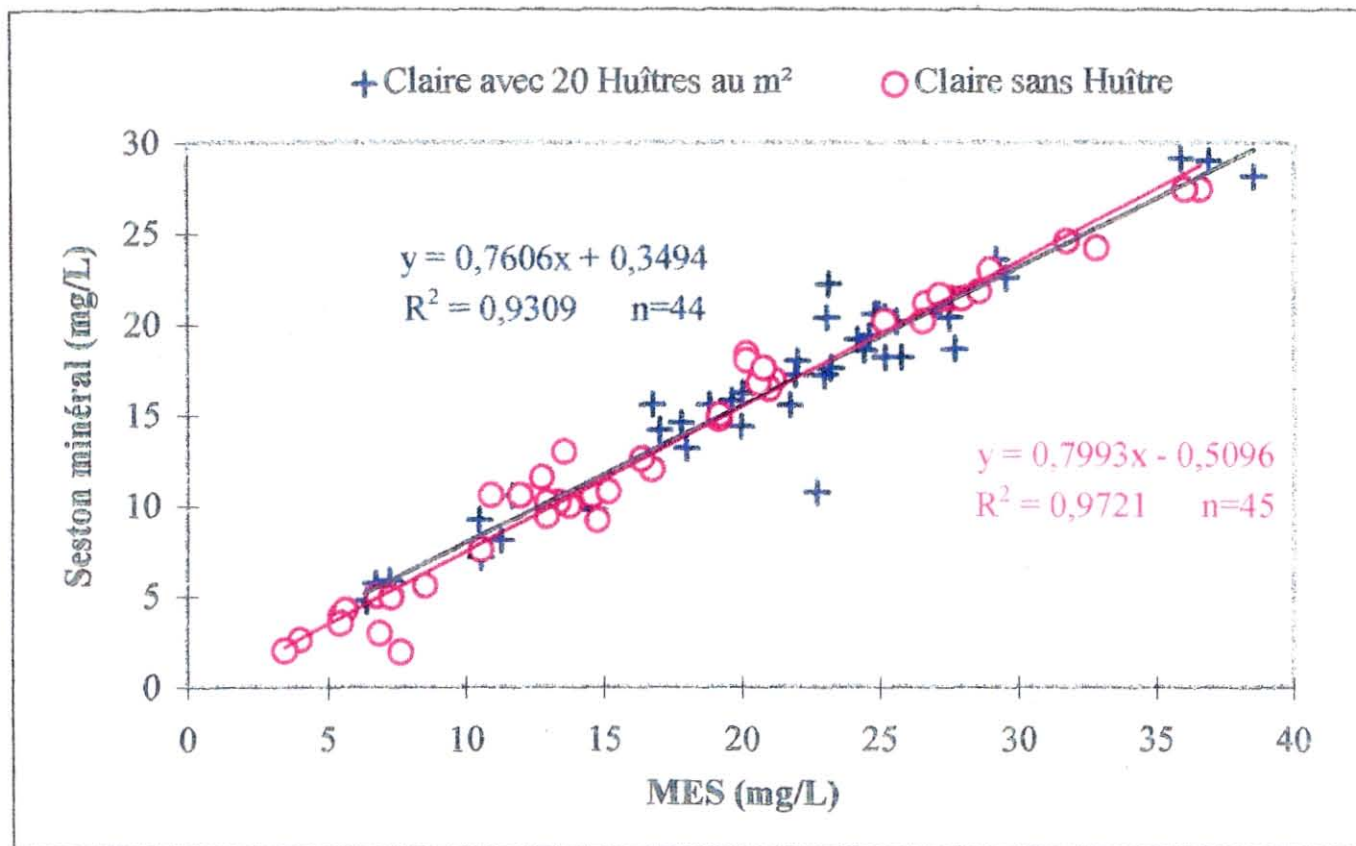


Fig. 11 : Régressions linéaires entre le Seston total (MES) et le Seston minéral (MIP) pour les deux claires toutes périodes d'échantillonnage confondues.

régressions semble montrer qu'il n'y a pas de différence significative entre les deux claires. L'analyse statistique des régressions est résumée dans le tableau 3.

Pour comparer les deux droites, il est nécessaire de vérifier tout d'abord l'équivalence ; ensuite un test de Student est réalisé sur les pentes ainsi que sur les ordonnées à l'origine (tableaux 4 et 5).

Tableau 3 : Statistiques et analyses de variance des régressions entre le seston total et le seston minéral pour les deux claires. (a : pente,  $S_a$  : écart-type sur a, b : ordonnée à l'origine,  $S_b$  : écart-type sur b, n : nombre d'observations,  $R^2$  : coefficient de détermination, F : Résultat du test de Fisher, p : probabilité (valeur critique de F), \*\*\* :  $p < 0.001$ ).

|                     | a      | $S_a$ | b       | $S_b$ | n  | $R^2$  | F      | p   |
|---------------------|--------|-------|---------|-------|----|--------|--------|-----|
| Claire avec Huîtres | 0.7606 | 0.032 | 0.3494  | 0.718 | 44 | 0.9309 | 566.2  | *** |
| Claire sans Huître  | 0.7993 | 0.021 | -0.5096 | 0.411 | 45 | 0.9721 | 1495.9 | *** |

Dans les deux claires, on remarque que 93 % et 97 % de la variabilité du seston minéral est expliqué par la variabilité seston total, les tests F sont très significatifs soulignant la forte significativité des deux régressions. Si l'on calcule les coefficients de corrélation R, on obtient respectivement pour la claire avec 20 huîtres au  $m^2$  et la claire sans huître les valeurs de 0,964 et 0,986, il y a donc une forte corrélation entre seston minéral et seston total.

Tableau 4 : Résultats du test d'équivalence,  $S_{(y/x)}^2$  : Variance résiduelle,  $F_{obs}$  : rapport des variances résiduelles (Variance la plus forte au numérateur),  $F_{théo}$  : Valeur théorique fournie par la table de Fisher pour un risque de 0.5 % (les tables de Fisher varient en général de 1 à  $\infty$ ) et des degrés de liberté  $v_1=n_1-2$  et  $v_2=n_2-2$ , p : probabilité (valeur critique de F), n.s : non significatif.

|                     | $S_{(y/x)}^2$ | $D_x$   | $F_{obs}$ | $F_{théo}$ | p   |
|---------------------|---------------|---------|-----------|------------|-----|
| Claire avec Huîtres | 2.823         | 2763.43 | 1.805     | 2.234      | n.s |
| Claire sans Huître  | 1.564         | 3662.79 |           |            |     |

Les variances étant homogènes  $F_{obs} < F_{théo}$  on peut comparer les pentes et les ordonnées à l'origine des deux régressions (tableau 5).

Tableau 5 : Résultats des tests T sur les pentes et les ordonnées à l'origine.  $T_{obs}$  : Valeur du test T observée,  $T_{théo}$  : Valeur du test T fournie par la loi de Student à 5% pour un nombre de degré de liberté  $\sqrt{= n_1+n_2-4}$ , ns : non significatif.

|                                       | $T_{obs}$ | $T_{théo}$ | p   |
|---------------------------------------|-----------|------------|-----|
| Comparaison des pentes                | 1.039     | 1.988      | n.s |
| Comparaison des ordonnées à l'origine | 1.038     | 1.988      | n.s |



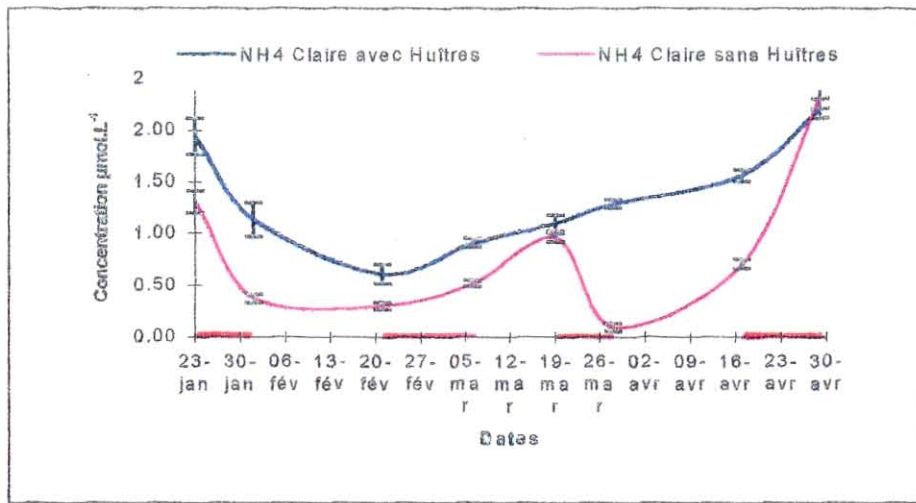


Fig. 12 : Evolution de la concentration en azote ammoniacal ( $\text{NH}_4$ ) dans les deux claires. (Barres : erreur standart)

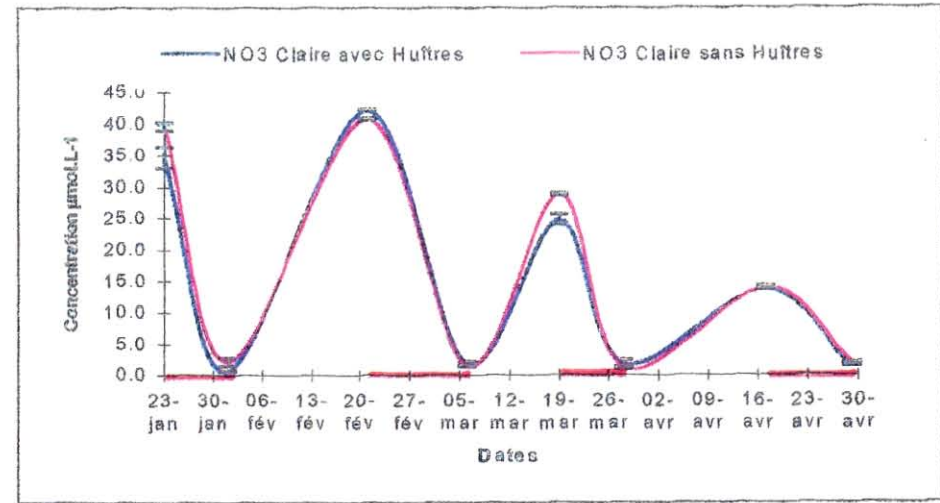


Fig. 14 : Evolution de la concentration en azote nitrique ( $\text{NO}_3$ ) dans les deux claires. (Barres : erreur standart)

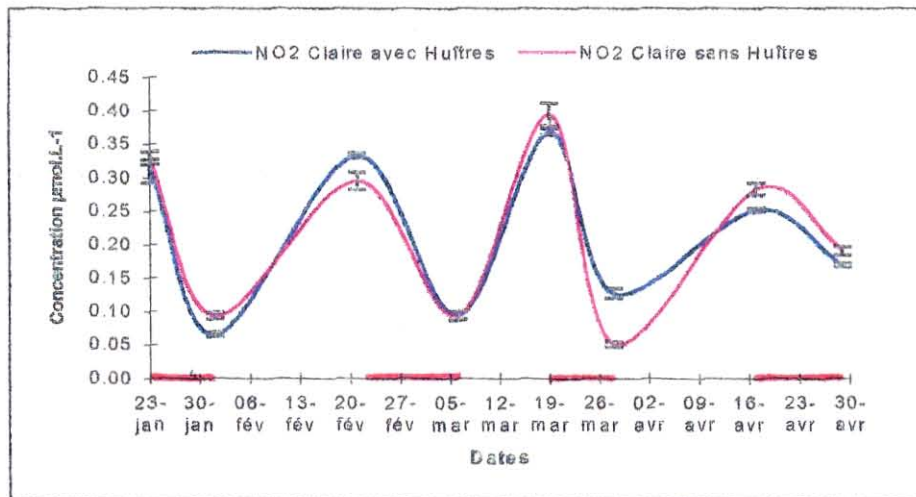


Fig. 13 : Evolution de la concentration en azote nitreux ( $\text{NO}_2$ ) dans les deux claires. (Barres : erreur standart)

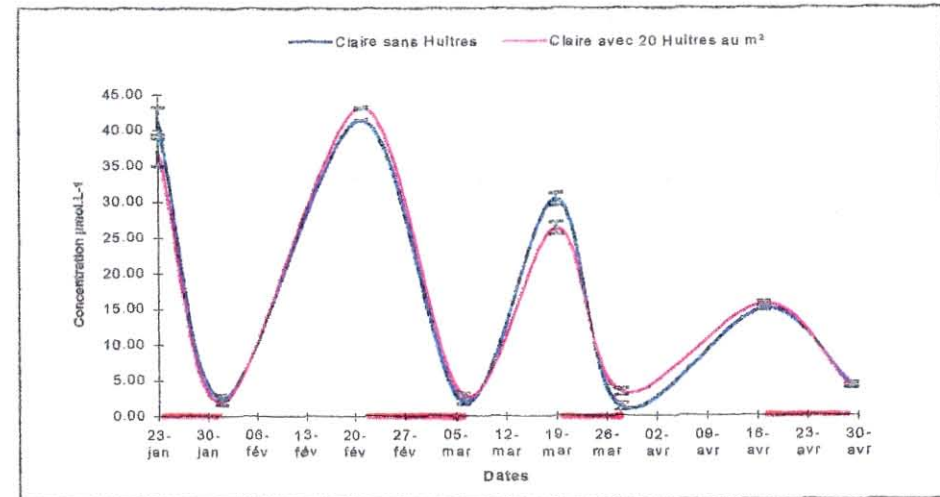


Fig. 15 : Evolution de la concentration en azote total dissous ( $\Sigma\text{N}$ ) dans les deux claires. (Barres : erreur standart)

On peut donc conclure qu'il n'y a pas de différence significative entre les deux régressions donc entre les deux claires vis à vis de corrélation entre seston minéral et seston total.

### 3-4 Evolution des sels nutritifs

Tous les sels nutritifs ont été analysés suivant les protocoles décrits dans le paragraphe matériel et méthodes, en évitant une congélation des échantillons.

#### 3-4-1 Les nitrites, nitrates et ammoniacque

Pour les nitrites et les nitrates (figures 13 et 14), l'évolution suit le rythme d'alimentation en eau des claires, avec une diminution des teneurs lors des phases de stabulation (séjour de l'eau dans les claires), diminution engendrée par l'utilisation de ces sels nutritifs par les micro-algues et macrophytes présentes. A certaines dates, on observe des différences significatives (Tableau 6) entre les deux claires mais les évolutions sont similaires (fig. 13 et 14). Les teneurs en nitrates varient entre 40 et 14  $\mu\text{mol.L}^{-1}$  en période d'alimentation des claires, et entre 2 et 0,7  $\mu\text{mol.L}^{-1}$  après séjour de l'eau dans les claires. Les teneurs en nitrites varient entre 0,39 et 0,29  $\mu\text{mol.L}^{-1}$  en période d'alimentation des claires, et entre 0,05 et 0,19  $\mu\text{mol.L}^{-1}$  après séjour de l'eau dans les claires.

Pour l'azote ammoniacal, on remarque qu'il n'y a plus de cyclicité par rapport au rythme d'alimentation des claires. De plus, des différences très significatives s'observent entre les deux claires, en effet les teneurs en  $\text{NH}_4$  sont plus fortes dans la claire contenant des huîtres, ceci pouvant s'expliquer par l'excrétion d'ammoniaque par les mollusques.

Si l'on regarde l'évolution de l'azote total dissous ( $\text{NH}_4 + \text{NO}_2 + \text{NO}_3$ ) (Fig. 15) on s'aperçoit qu'il n'y a pas de différence avec l'évolution de la concentration en nitrates. On remarquera cependant, comme pour les nitrates, qu'au cours de la saison, les concentrations diminuent pour les eaux entrantes, ceci s'explique par les floraisons microalgales printanières ayant lieu au sein même du bassin de Marennes, et engendrant un appauvrissement de ces eaux côtières en azote au cours de la saison d'étude.

Tableau 6 : Résultats des tests de Student, comparaisons entre les deux claires des teneurs en sels nutritifs observées aux différentes dates de prélèvements (n.s : non significatif, \* :  $p < 0.05$ , \*\* :  $p < 0.01$ , \*\*\* :  $p < 0.001$ )

| dates          | 23/01 | 1/02 | 21/02 | 6/03 | 19/03 | 28/03 | 17/04 | 29/04 |
|----------------|-------|------|-------|------|-------|-------|-------|-------|
| $\text{NO}_2$  | n.s   | ***  | *     | n.s  | n.s   | ***   | **    | *     |
| $\text{NO}_3$  | *     | *    | ***   | n.s  | ***   | n.s   | n.s   | ***   |
| $\text{NH}_4$  | **    | ***  | **    | ***  | n.s   | ***   | ***   | n.s   |
| $\text{SiO}_3$ | n.s   | ***  | ***   | ***  | n.s   | ***   | n.s   | ***   |
| $\text{PO}_4$  | **    | n.s  | n.s   | ***  | n.s   | ***   | ***   | **    |



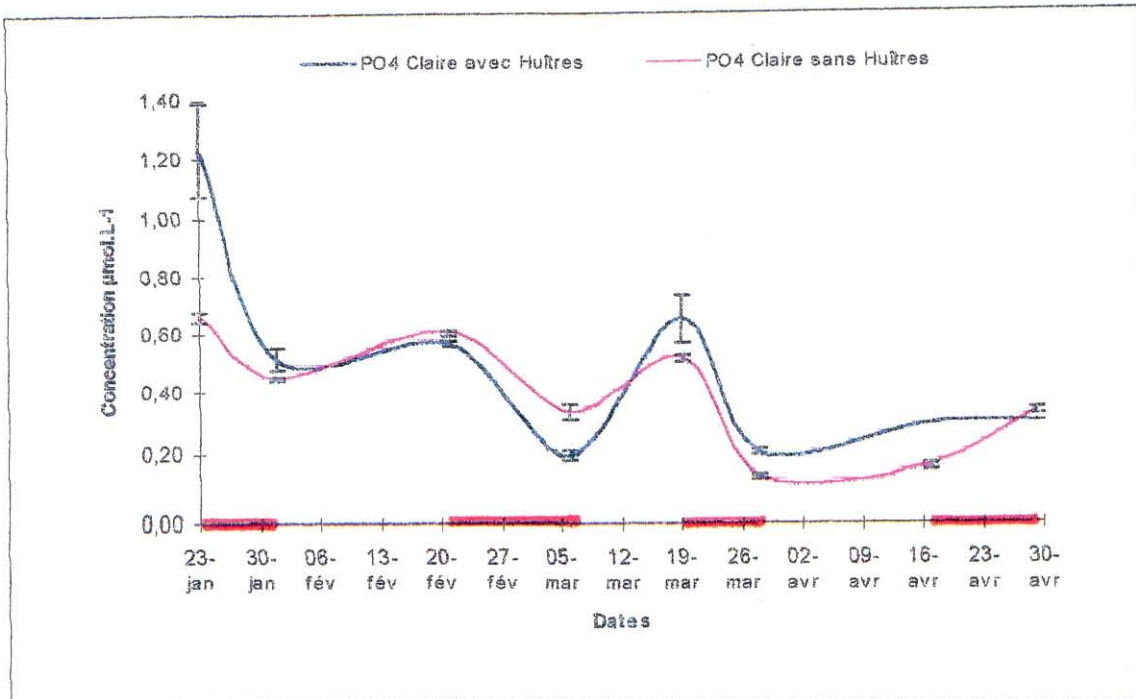


Fig. 16 : Evolution de la concentration en phosphate dissous (PO<sub>4</sub>) dans les deux claires.  
(Barres : erreur standart)

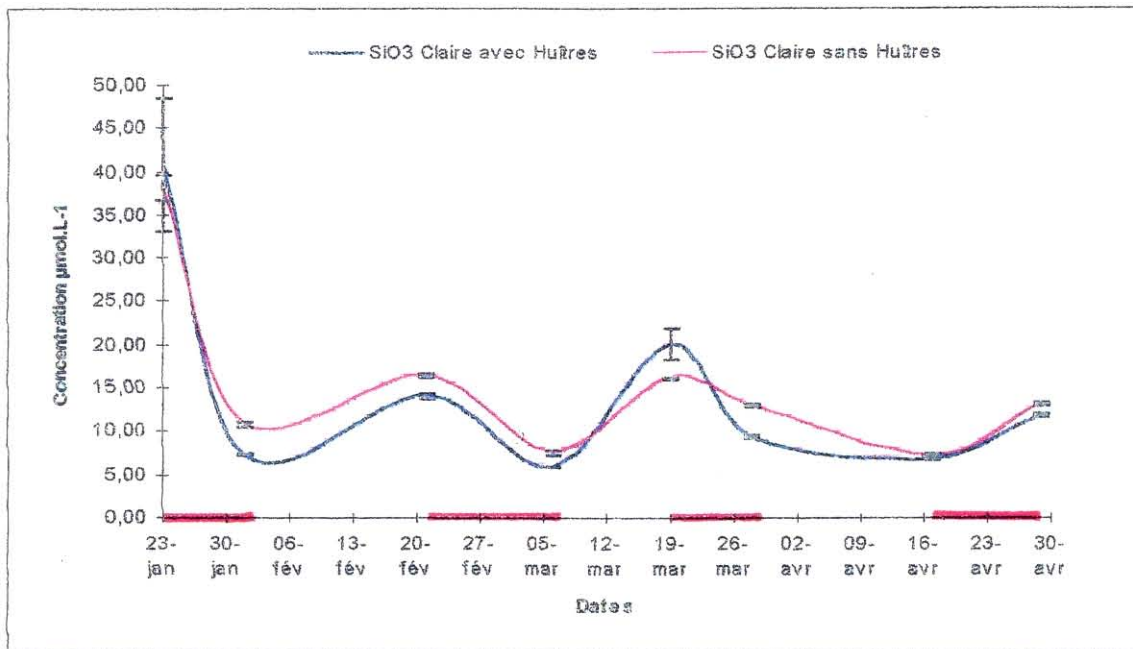


Fig. 17 : Evolution de la concentration en Silicates dissous (SiO<sub>3</sub>) dans les deux claires.  
(Barres : erreur standart)

### 3-4-2 Les phosphates

Comme précédemment, on remarque que les concentrations en phosphates (Fig. 16) évoluent de façon cyclique avec des concentrations qui diminuent lors des périodes de stabulation. Il y a bien là encore une consommation en phosphates de la part des microalgues présentes dans les claires. L'examen du tableau 6, montre que malgré des évolutions similaires des concentrations dans les deux claires, il existe des différences statistiques entre les concentrations des deux claires pour les mêmes dates de prélèvements. Les teneurs en phosphates varient entre 1,2 et 0,3  $\mu\text{mol.L}^{-1}$  en période d'alimentation des claires, et entre 0,52 et 0,14  $\mu\text{mol.L}^{-1}$  après séjour de l'eau dans les claires.

### 3-4-3 Les silicates

Comme pour les phosphates, les concentrations en silicates suivent une évolution cyclique avec une diminution des teneurs après séjour de l'eau dans les claires soulignant encore une utilisation de cet élément par les microalgues (Fig. 17). Pour cet élément, là encore, les concentrations évoluent de façon identique dans les deux claires, mais statistiquement il existe des différences hautement significatives pour certaines dates (Tableau 6). Les teneurs en silicates varient entre 40,7 et 6,9  $\mu\text{mol.L}^{-1}$  en période d'alimentation des claires, et entre 5,8 et 13  $\mu\text{mol.L}^{-1}$  après séjour de l'eau dans les claires.

### 3-4-4 Utilisation des sels nutritifs par les micro-algues dans les deux claires

Si l'on met en rapport l'évolution des teneurs en pigments totaux et caroténoïdes, ainsi que l'évolution des concentrations en sels nutritifs, il est aisé de remarquer que lors des phases de stabulation la diminution globale des éléments nutritifs s'accompagne par une augmentation des valeurs des estimateurs de biomasse.

On peut également suivre l'évolution des rapports entre sels nutritifs dans les deux claires. c'est à dire le rapport  $\Sigma\text{N}/\text{P}$ ,  $\Sigma\text{N}/\text{Si}$ , et  $\text{Si}/\text{P}$ , en ayant pour références les valeurs de Redfield (1934) pour ces rapports (Fig. 18, 19, 20).

La figure 18 décrivant l'évolution du rapport azote total sur phosphore, montre que ce rapport est toujours supérieur à 16 ( valeur de références pour les eaux marines océaniques) lors de l'alimentation en eau des claires. Après stabulation de l'eau la valeur de ce rapport tend vers 16, et se retrouve même inférieure à cette valeur. On peut donc dire que les eaux côtières du bassin de Marennes-Oléron qui correspondent aux eaux d'alimentation des claires présentent un déficit en phosphore par rapport à l'azote total, la chute du rapport après stabulation traduit l'utilisation massive de l'azote par les micro-algues.



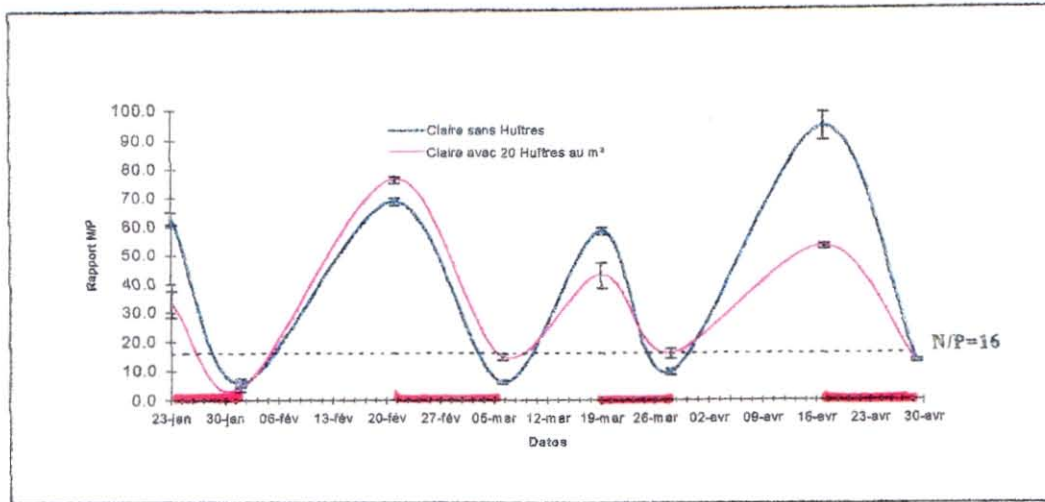


Figure 18 : Evolution au cours du temps du rapport Azote total sur Phosphore (erreur standart pour la moyenne des six points de prélèvement dans la claire) ( — : période de séjour de l'eau dans les claires (Stabulation)).

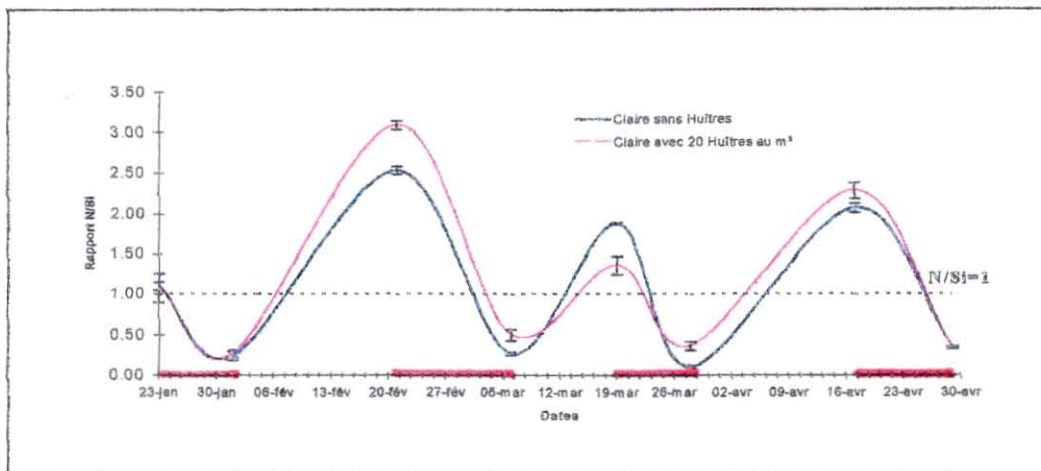


Figure 19 : Evolution au cours du temps du rapport Azote total sur Silicium (erreur standart pour la moyenne des six points de prélèvement dans la claire) ( — : période de séjour de l'eau dans les claires (Stabulation)).

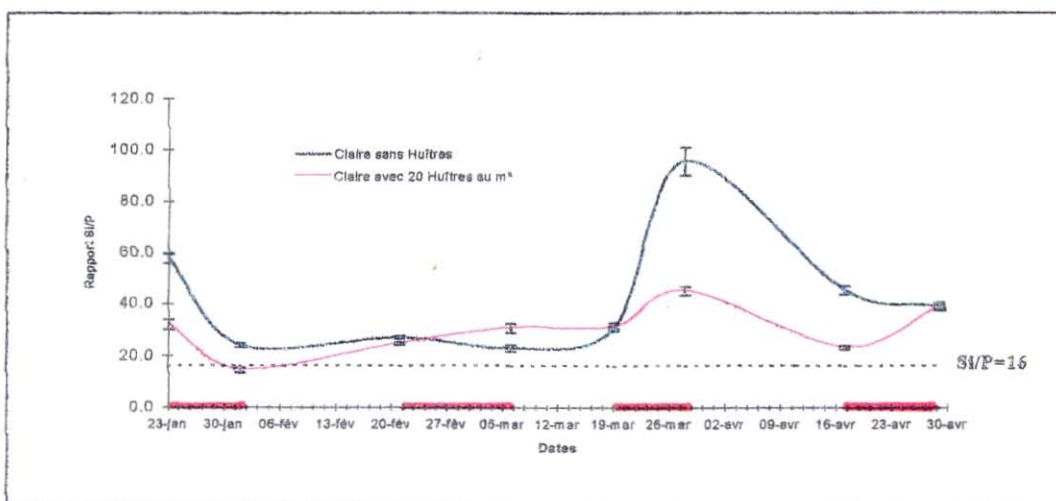


Figure 20 : Evolution au cours du temps du rapport Silicium sur Phosphore (erreur standart pour la moyenne des six points de prélèvement dans la claire) ( — : période de séjour de l'eau dans les claires (Stabulation)).

La figure 19 représentant l'évolution du rapport azote total sur Silicium, ce rapport oscille entre 3 (période d'alimentation en eau) et 0,2 (après séjour de l'eau). Ce rapport est toujours supérieur à 1 lors de l'alimentation en eau traduisant un déficit du silicium par rapport à l'azote lorsque l'eau est renouvelée dans les claires. Après séjour de l'eau dans les claires, l'azote total se retrouve en déficit par rapport au silicium, pas totalement utilisé lors des développements phytoplanctoniques dans les claires. On peut penser que d'autres algues que les diatomées interviennent en utilisant l'azote, conduisant ainsi à ce déficit.

La figure 20 décrivant l'évolution du rapport silicium sur phosphore, montre que ce rapport est en général toujours supérieur à 16 quelque soit la date dans le cycle d'alimentation des claires. Ce rapport varie fortement surtout dans la claire sans huîtres, où la consommation du phytoplancton par les mollusques est nulle. Dans tous les cas donc le phosphore se retrouve en déficit par rapport au silicium, avec donc des écarts plus ou moins importants.

L'azote semble donc être l'élément nutritif le plus abondant dans les eaux d'alimentation des claires, le silicium ainsi que les phosphates, se retrouvant à chaque fois en déficit par rapport aux formes azotées dissoutes. La qualité de l'eau, pour le développement des micro-algues, semble donc dépendre des teneurs en silicium et en phosphates, puisque lors des phases d'alimentation des claires en eaux, ces éléments sont en déficit par rapport à l'azote minéral dissous total.

### 3-4-5 Conclusions

Comme il a été montré précédemment, la présence des huîtres à la densité de 20 au m<sup>2</sup>, semble avoir une influence directe sur certains paramètres (sur les teneurs en pigments totaux et caroténoïdes par consommation des micro-algues se développant dans la claire, et sur les concentrations en ammoniacque (excrétion)), ainsi que de façon indirecte (sur le pH à certaines dates, sur les concentrations en silicates, phosphates, nitrates, et nitrites), puisque l'on observe des différences significatives. Il est donc intéressant de vérifier si ces différences observées sont capables de modifier la fertilité potentielle des eaux pour la diatomée-test *Haslea ostrearia*.



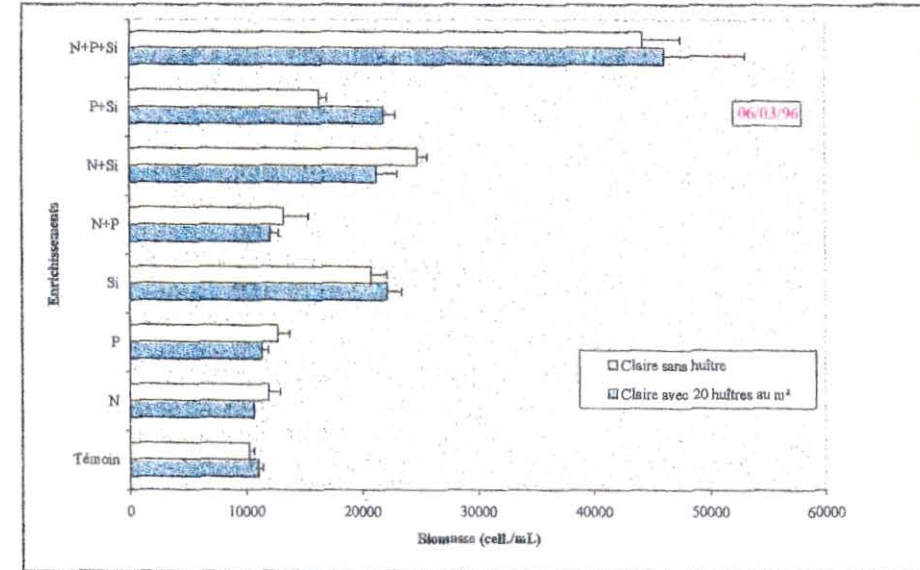
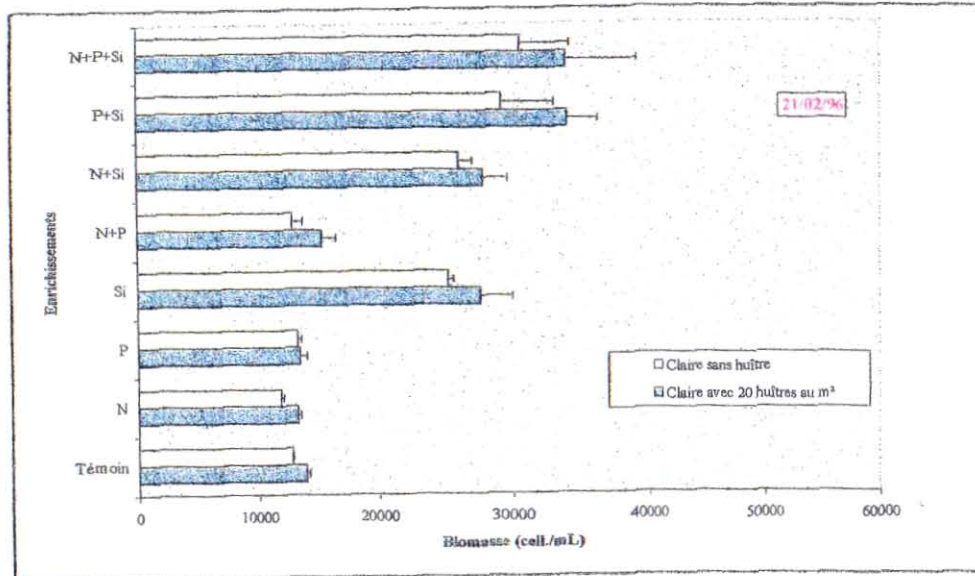
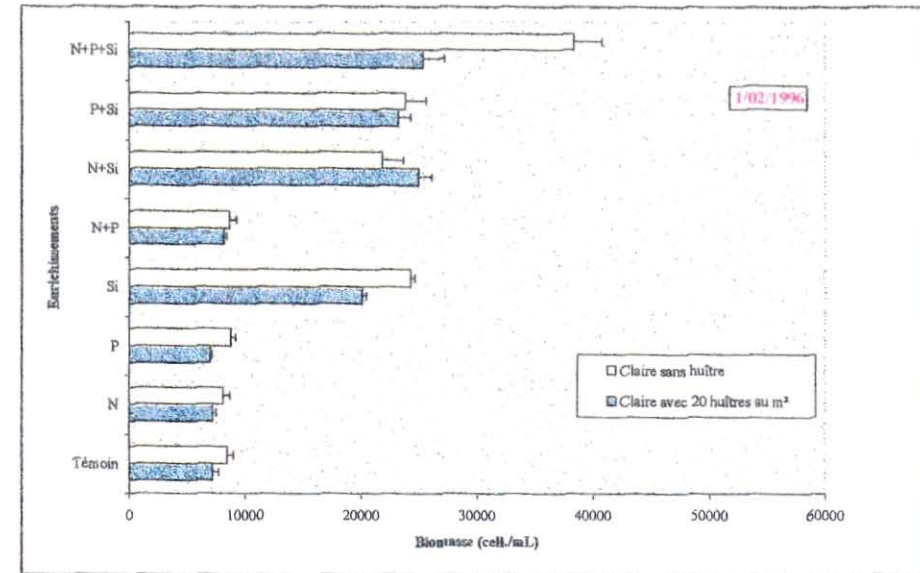
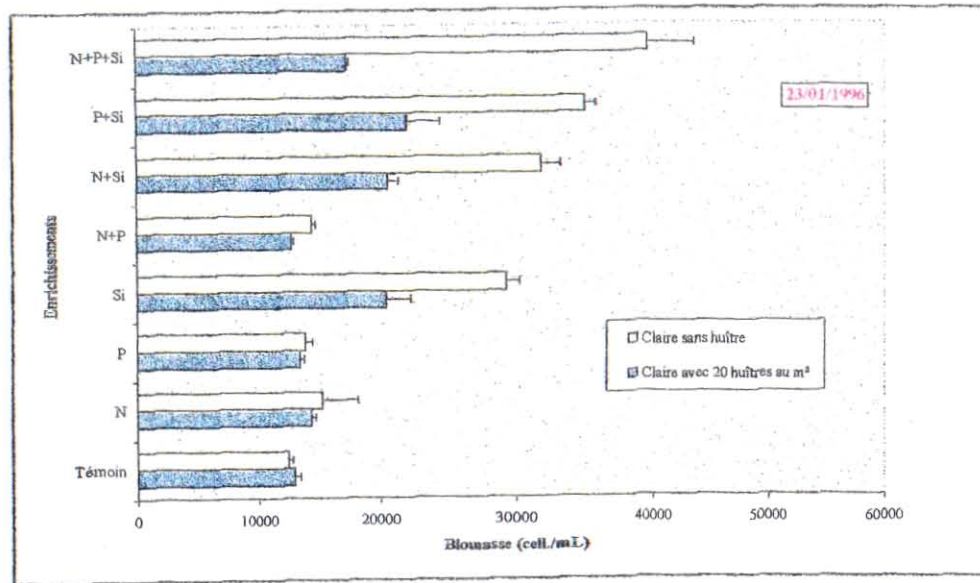


Figure 21 : Comparaisons des densités numériques en cellules obtenues après six jours de culture pour les différents enrichissements différentiels. (Colonne de gauche eaux entrantes, Colonne de droite même eau après stabulation). (Barres : erreur standart (s.e) sur la moyenne)

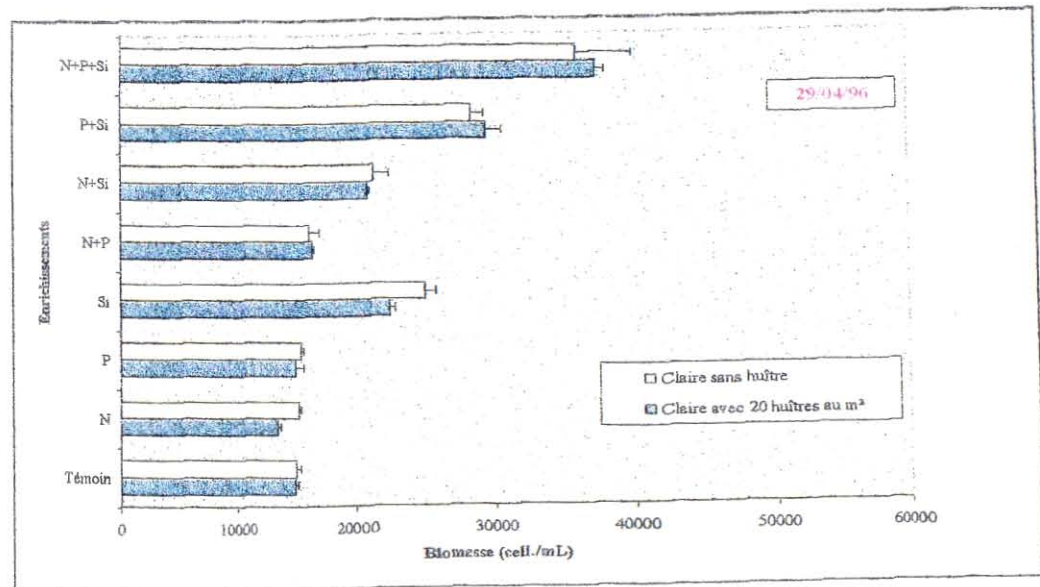
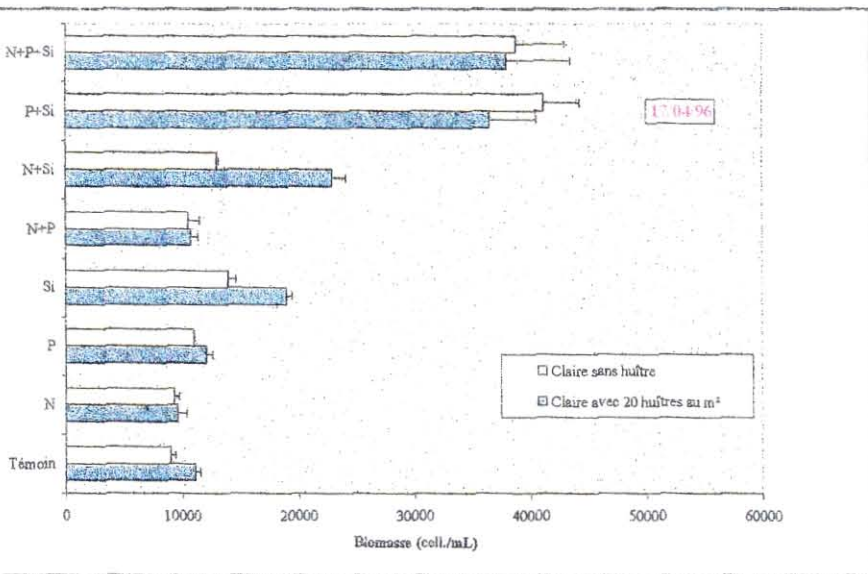
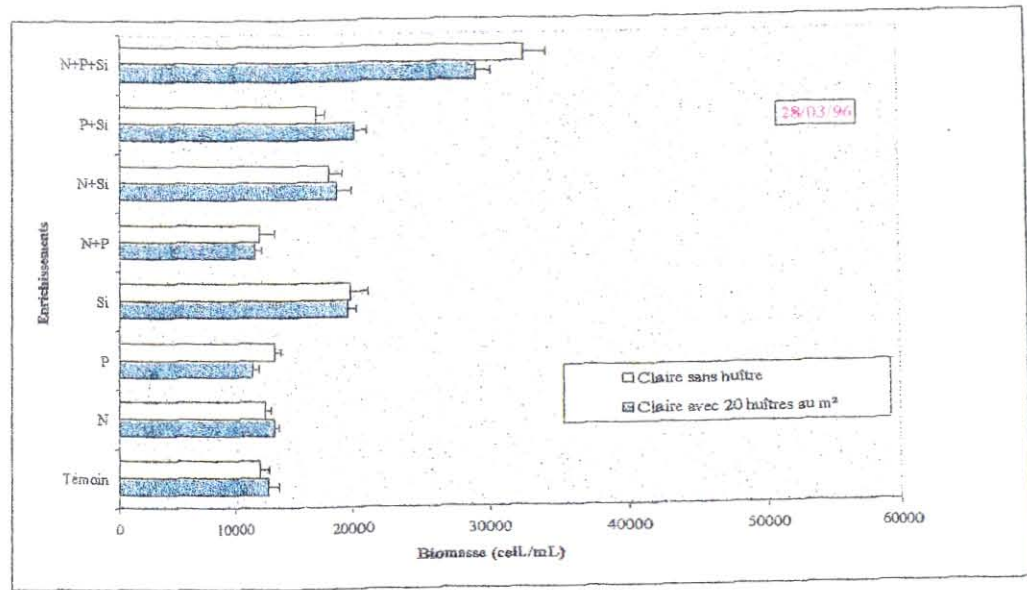
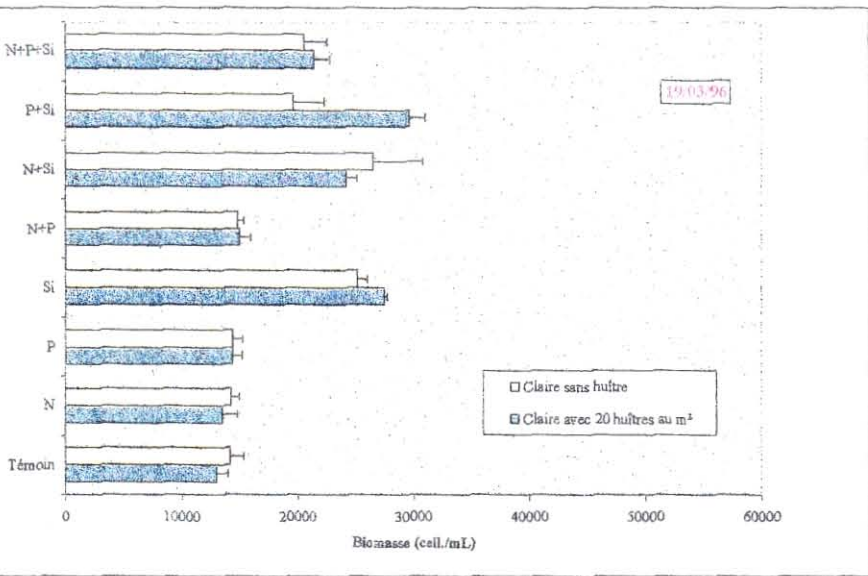


Figure 22 : Comparaisons des densités numériques en cellules obtenues après six jours de culture pour les différents enrichissements différentiels. (Colonne de gauche eaux entrantes, colonne de droite même eau après stabulation). (Barres : erreur standard (s.e) sur la moyenne)



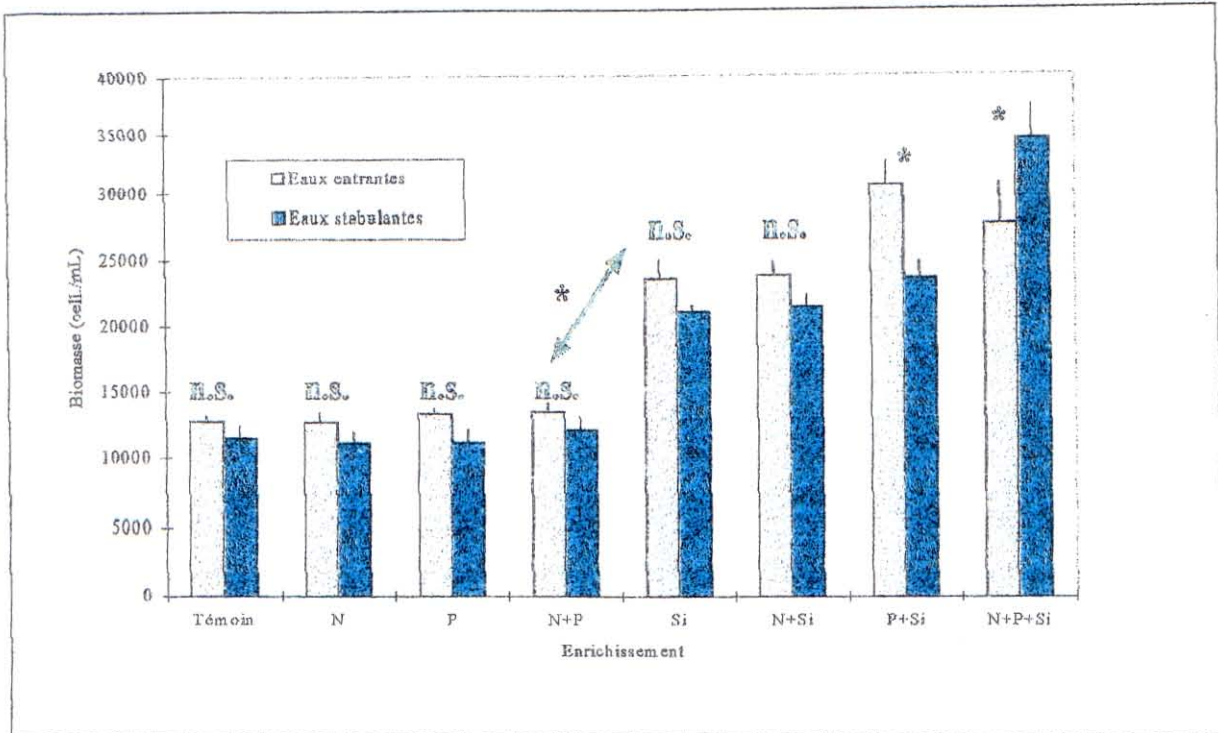


Figure 23 : Comparaison des densités numériques en cellules obtenues avec *H. ostrearia* entre des eaux entrantes et des eaux ayant séjournées dans la claire contenant 20 huîtres au m<sup>2</sup> après six jours de culture. (n =12 échantillons/ enrichissement, barres : erreur standart, \* : différence significative à 5 %, n.s. : différence non significative).

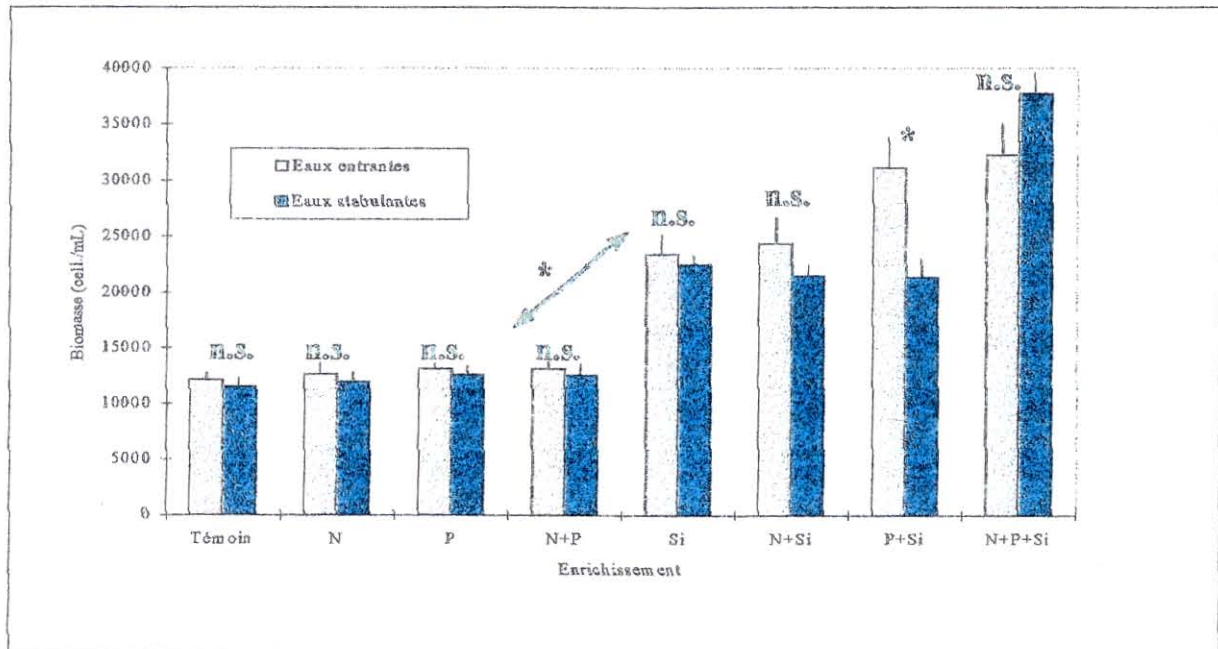


Figure 24 : Comparaison des densités numériques en cellules obtenues avec *H. ostrearia* entre des eaux entrantes et des eaux ayant séjournées dans la claire sans huîtres après six jours de culture. (n =12 échantillons/ enrichissement, barres : erreur standart, \* : différence significative à 5 %, n.s. : différence non significative).

### 3-5 Résultats des bioessais

Les figures 21 et 22 représentent les densités numériques en cellules observées en erlenmeyers de 500 mL après six jours de cultures *in vitro* sur les eaux des deux claires ostréicoles. Pour les deux claires les résultats apparaissent similaires à quelques différences près.

Graphiquement, et ce pour toutes les dates d'échantillonnage, deux groupes homogènes d'enrichissements se dégagent, les enrichissements où les densités numériques en cellules obtenues sont les plus fortes (erlenmeyers enrichis avec 100  $\mu$ moles de silice), et les enrichissements où les niveaux de densités cellulaires sont proches de ceux observés pour le témoin (sans enrichissement). Ainsi le fait d'ajouter de la silice sous la forme chimique  $\text{Na}_2\text{SiO}_3 \cdot 5 \text{H}_2\text{O}$  permet d'obtenir des densités numériques en cellules plus importantes. Pour les deux claires, il apparaît donc que la silice est le premier facteur limitant la croissance d'*Haslea ostrearia*.

Etant donné donc l'uniformité des résultats, il a donc été décidé d'analyser les résultats en regroupant les 8 expériences, même si certaines différences apparaissent entre les dates de prélèvements. Mais ce biais semble négligeable si l'on veut dégager une certaine tendance. Des analyses de variance à deux facteurs ainsi que des comparaisons multiples par l'emploi de tests S.N.K (Student-Newman-Keuls) ont été réalisées en intégrant les facteurs :

- Position dans le cycle de prélèvements (Entrée d'eau ou après séjour de l'eau).
- Enrichissements

Ces analyses de variance ont été réalisées pour chaque claire. Les résultats sont regroupés dans les figures 23 et 24. Sur la figure 23, concernant la claire contenant 20 huîtres au  $\text{m}^2$ , les deux groupes d'enrichissements (Témoin, N, P, N+P) et (Si, N+Si, P+Si, N+P+Si) diffèrent avec une probabilité  $p < 0.05$ . On compare également les deux types d'eaux (Eaux entrantes et eaux ayant stabulé pour chaque enrichissement. On s'aperçoit, seulement pour P+Si et N+P+Si, qu'il existe une différence significative entre de l'eau entrante et après séjour de cette eau dans la claire.

Sur la figure 24, pour la claire ne contenant pas d'huîtres, on obtient les mêmes résultats, à la différence près que seulement pour P+Si il y a une différence significative ( $p > 0.05$ ) entre de l'eau entrante et de l'eau ayant séjourné dans cette claire.

On s'aperçoit donc, que globalement il n'y a pas de grosses différences pour chaque enrichissement entre les deux claires. Afin de comparer la fertilité potentielle des eaux des deux claires, une analyse de variance sur les densités numériques en cellules observées pour les erlenmeyers Témoins est réalisé dans le but d'évaluer l'impact ou non des huîtres sur cette fertilité potentielle vis à vis d'*H. ostrearia*.

Les résultats figurent dans le tableau 7. On note tout d'abord qu'entre les dates de prélèvements (toutes claires confondues) on observe des différences hautement significatives ( $p < 0.001$ ) ; que si l'on compare les deux claires (toutes dates confondues), il n'y a plus de différences



significatives. Si l'on croise les deux analyses précédentes en comparant donc les deux claires aux mêmes dates d'échantillonnage, dans ce cas aucune différence significative n'est mise en évidence.

Tableau 7 : Analyse de variance à deux facteurs sur les densités numériques en cellules observées pour les deux témoins (sans enrichissement), pour les différentes dates d'échantillonnage.

| Source de variance | Carré des écarts | Degré de liberté | Moyenne au carré | Test de Fisher | Significativité du test (p) |
|--------------------|------------------|------------------|------------------|----------------|-----------------------------|
| date               | 228155497.92     | 7                | 32596342.56      | 29.35          | <0.001 (***)                |
| claire             | 1303502.08       | 1                | 1303502.08       | 1.17           | 0.287 (n.s.)                |
| date x claire      | 13829214.58      | 7                | 1975602.08       | 1.78           | 0.126 (n.s.)                |
| résidus            | 35538133.33      | 32               | 1110566.67       |                |                             |
| total              | 278826347.92     | 47               | 5932475.49       |                |                             |

On peut donc conclure que les deux claires ne présentent pas de différences du point de vue de leur fertilité potentielle de leurs eaux, et par conséquent la présence des huîtres à la densité de 20 au m<sup>2</sup> n'a pas d'impact sur la qualité nutritionnelle, donc sur la fertilité potentielle de ces eaux pour la diatomée *Haslea ostrearia*.

### Conclusions

Comme lors de l'étude précédente (Turpin et Hamon, 1995), la silice apparaît comme étant le premier facteur limitant la production de la diatomée *Haslea ostrearia*. Phosphore et azote ne semblent pas avoir le même rôle que le silicium dans ce cas précis. Par contre, on peut remarquer que pour des eaux entrant (Fig. 23 et Fig. 24) dans les deux claires, l'enrichissement P+Si permet d'obtenir les densités cellulaires les plus fortes, et que pour des eaux qui ont séjourné dans les claires, l'enrichissement permettant la meilleure production (en nombre de cellules par mL) est l'enrichissement N+P+Si.

## 4 Conclusions

En conclusion, la présence des huîtres à la densité de 20 au m<sup>2</sup>, correspondant à la densité autorisée par la norme AFNOR pour l'appellation de "fines de claires", induit des modifications directes et indirectes de certains paramètres du milieu. En effet certains paramètres environnementaux de la claire, sont différents lorsque des huîtres sont présentes. Comme nous l'avons vu, le pH, les concentrations en sels nutritifs notamment l'ammoniaque, les teneurs en pigments totaux et caroténoïdes, diffèrent entre les deux claires. Cependant les bioessais permettent de dégager des conclusions légèrement différentes, dans le sens où les différences observées pour certains paramètres, surtout pour les sels nutritifs, n'affectent pas la qualité de l'eau. Les tests biologiques permettent donc de montrer que la présence des huîtres n'altère ni n'augmente la fertilité potentielle des eaux d'une claire peuplée en mollusque par rapport à celles d'une claire témoin vis à vis de la diatomée *Haslea ostrearia*.

Les prochains travaux se réaliseront in situ, c'est à dire en mésocosmes ou bien directement dans les claires, avec des conditions expérimentales (éclairage, température, gestion de l'eau, etc...) plus proches de la réalité, que les conditions de laboratoire. Tout d'abord, il est envisagé de réaliser en grand volume des enrichissements différentiels (N+P+Si), avec des eaux filtrées, puis d'inoculer *Haslea ostrearia*, réalisant ainsi des cultures monospécifiques. Parallèlement la même expérience sera réalisée sans filtration de l'eau, mettant ainsi en présence le peuplement naturel des eaux des claires.

Suite aux enrichissements, un suivi de dynamique de population sera réalisé afin de connaître l'influence des enrichissements sur les populations microalgales. Le but étant d'orienter le bloom vers une prédominance d'*Haslea ostrearia*. On pourra aussi en mésocosme introduire des huîtres, et voir l'influence des mollusques sur le peuplement mais aussi sur le développement des populations de microalgues. En effet il y a probablement un impact sur la microflore, impact que nous n'avons pu déceler par la présente étude, les cultures s'étant réalisées en l'absence des bivalves. Il est possible de réaliser également des suivis de cultures en enceintes dialysantes dans les claires elles mêmes, permettant ainsi d'avoir des conditions climatiques, mais aussi physico-chimiques identiques aux conditions réelles saisonnières.



## Bibliographie

- Berland, B. R., Bonin, D. J., Maestrini, S. Y. & Pointier, J.-P., 1973 a. Etude de la fertilité des eaux marines au moyens de tests biologiques effectués avec des cultures d'algues. II Limitation nutritionnelle et variabilité de l'inoculum. *Ins. Rev. Gesamten Hydrobiol.*, **58** (2) : 203-220.
- Grasshoff, K. & Johannsen, H., 1972. A new sensitive and direct method for the automatic determination of ammonia in sea water. *J. Cons., Cons. Int. Explor. Mer*, **34** : 516-521
- Koroleff, K., 1969. Direct determination of ammonia in natural waters as indophenol blue. ICES,C.M. 1969/C :9 Hydr. Comm.
- Lorenzen, C. J., 1967. Determination of Chlorophyll and Pheopigments : spectrophotometric equations. *Limnol. Oceanogr.*, **12** : 343-346.
- Maestrini, S.Y. & Robert, J.-M., 1981. Rendements d'utilisation des sels nutritifs et variations de l'état des cellules de trois diatomées des claires à huîtres de Vendée. *Oceanol. Acta*, **4** (1) : 13-21.
- Mullin, J.B. & Riley, J.P., 1955. The spectrophotometric determination of silicate-silicon in natural waters with special reference to sea water. *Anal. Chim. Acta*, **12** : 162-170.
- Murphy, J. & Riley J.P., 1962. A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Anal. Chim. Acta*, **27** : 31-36.
- Redfield, A. C., 1934. On the proportions of organic derivatives in sea water and their relation to the composition of plankton. In *James Johnstone Memorial Volume*, The University Press, Liverpool, 176-192.
- Robert, J.-M., 1983. Fertilité des eaux des claires ostreïcoles et verdissement : Utilisation de l'azote par les diatomées dominantes, *Thèse Doct. Etat, Biologie, Université Nantes* : 281 pp + Annexes.
- Solorzano, L., 1969. Determination of ammonia in natural waters by the phenol-hypochlorite method. *Limnol. Oceanogr.*, **14** : 799-801.
- Strickland, J. D. H. & Parsons T. R., 1972. A practical handbook of seawater analysis. *Bull. Fish. Res. Bd. Can.*, **167** : 1-311.
- Turpin, V. & Hamon, R., 1995. Etude des paramètres limitants de la production d'*Haslea ostrearia* Simonsen en conditions naturelles de gestion hydraulique d'un marais expérimental. Rapport de contrat n° 94 55 26014, IFREMER- Université de Nantes (EP 61 CNRS, ISOMer), : 15pp., 20 pl. h.t., annexes.

**TESTS PRELIMINAIRES DE TOXICITE DES  
EFFLUENTS DE LA STATION D'EPURATION DE LA  
TREMBLADE SUR L'HUITRE CREUSE  
*CRASSOSTREA GIGAS***

Lagarde F.



Après avoir constaté la baisse de productivité conchylicole du bassin de Marennes Oléron et l'augmentation des mortalités sur certains gisements, l'IFREMER a décidé de mettre en place un suivi plus approfondi du cheptel. Par conséquent, beaucoup de paramètres doivent être étudiés afin de déceler l'origine des perturbations constatées.

Suite aux soupçons émis par les professionnels, une étude a été effectuée afin de déterminer un impact des eaux de la station d'épuration de La Tremblade sur les huîtres creuses (*Crassostrea gigas*). L'expérimentation consiste à immerger différents lots d'huîtres dans des dilutions Eau de station/ Eau de mer afin d'étudier les variations de qualité (indice AFNOR) et observer des mortalités.

Les résultats des expériences n'ont pas permis de mettre en évidence un effet direct (baisse de qualité, mortalité) des effluents de la station d'épuration sur les huîtres creuses ni sur les larves.

D'autres études portant sur la qualité des eaux rejetées dans l'estuaire de la Seudre seront mises en place afin de compléter le suivi et la compréhension des phénomènes du suivi du bassin.

# SOMMAIRE

## REMERCIEMENT

## I. INTRODUCTION

## II. L'IFREMER

1. Le laboratoire d'étude IFREMER/GAP/URAPC
  - a) L'unité de Recherche Aquacole en Poitou-Charente
2. Les différents types de programmes

## III. LA STATION D'EPURATION DE LA TREMBLADE

1. Fiche descriptive de la station d'épuration
2. Caractéristiques de la station d'épuration
3. Mode de fonctionnement

## V. MISE EN PLACE DU TEST DE TOXICITE DES EFFLUENTS DE LA STATION D'EPURATON SUR LES HUITRES *Crassostrea gigas*

### A. EXPERIMENTATION AVEC DES HUITRES ADULTES *Crassostrea gigas*

1. Matériels et méthodes
2. Résultats et Discussions
3. Conclusion

### B. EXPERIMENTATION AVEC DES LARVES D'HUITRES *Crassostrea gigas*

1. Matériels et méthodes
2. Résultats et discussions
3. Conclusions

## VI. BILAN GENERAL DU TEST DE TOXICITE



Je tiens à remercier tout d'abord Monsieur Philippe GOULLETQUER, chef de l'Unité de Recherche Aquacole en Poitou-Charentes de La Tremblade, pour m'avoir accueilli dans son établissement et aiguillé pendant la durée du stage.

Je remercie au même titre, Monsieur Olivier LE MOINE, qui m'a guidé pendant les expériences et qui a su faire preuve de patience et de pédagogie pendant le traitement et l'analyse des données expérimentales. Je remercie également Patrick SOLETCHNIK pour ses compétences dans le domaine de l'analyse statistique informatique.

Je remercie Monsieur Patrice NEUROT, Gérant de la station d'épuration de La Tremblade, ainsi que l'équipe du laboratoire de Génétique, Aquaculture et Pathologie de l'IFREMER Ronce les Bains pour leur volonté de collaboration qui m'a été très agréable.

Enfin, je remercie vivement tout le personnel du laboratoire (chercheurs, techniciens, documentaliste, secrétaire ) principalement Sylvie TAILLADE, Daniel RAZET, Nicole FAURY, Florence RIVET, Paul GRAS et la stagiaire Marie-Isabelle LODATO pour leur soutien et leur bonne humeur.

## **INTRODUCTION**

La conchyliculture est une activité importante dans le bassin de Marennes-Oléron. L'aquaculture extensive de l'huître japonaise (*Crassostrea gigas*) représente, avec 130 000 tonnes par an, la première ressource marine nationale (Héral, 1986) dont 40 % se fait dans ce bassin. Il est donc important de connaître et d'étudier l'ensemble des phénomènes du bassin.

Depuis 1970, on observe un ralentissement de la croissance des huîtres sur le bassin et une baisse de productivité sur certains bancs ostréicoles exploités tels que Ronce les Bains (25 % de mortalité en Juillet 1996) et le banc de Perquis (25 % de mortalité en Juillet 1996) (REMORA 1995). Depuis 1988, les élevages ostréicoles de Charente-Maritime subissent en périodes printanières et estivales, des mortalités significatives et anormales. Un suivi de ces cheptels a donc été mis en place par IFREMER afin de rechercher les relations éventuelles entre la productivité, la mortalité et les paramètres environnementaux et biométriques.

Voilà maintenant 4 années que des doutes sont émis par les exploitants professionnels du bassin sur la qualité des eaux de rejet de la station d'épuration de la Tremblade. La mise en route de l'installation permettant le traitement physicochimique (traitement estivale) a été mise en cause dans le problème de mortalité qui se produit aux débuts du mois de Juin. Etant donné l'inquiétude des ostréiculteurs face à ce problème, l'IFREMER a donc jugé nécessaire de mettre en place un test de toxicité des effluents de la station d'épuration de la Tremblade sur les huîtres (*Crassostrea gigas*) ainsi que sur leurs larves

Cette expérience a été effectuée à la station d'IFREMER de La Tremblade.

## **I. L'IFREMER**

### **1.1. Le laboratoire d'accueil IFREMER/GAP/URAPC**

L'Institut Français de recherche pour l'exploitation de la mer (IFREMER) est un établissement public à caractère industriel et commercial (EPIC). Il est placé sous la tutelle du Ministère de la Recherche et du Ministère de l'Agriculture et de la Pêche.

L'IFREMER gère un budget de près de 1 milliard de francs en 1995 et emploie 1 250 personnes (ingénieurs, chercheurs, techniciens et administratifs).



L'IFREMER mène des recherches à caractère fondamental en collaboration avec des universités et des organismes de recherches tels que le CNRS et l'INRA, dans des disciplines très variées (biologie, chimie, écotoxicologie, pathologie, géologie), sur le milieu marin.

Il participe aux grands programmes internationaux (Evolution du climat) et a pour vocation de valoriser les produits de la mer.

Le laboratoire de génétique, aquaculture et pathologie (GAP) de La Tremblade regroupe 4 unités de recherches :

- L'Unité de Recherche en Génétique (URGE),
- L'Unité de Recherche Aquacole en Poitou-Charentes (URAPC),
- L'Unité de Recherche Aquacole en Pays de Loire (URAPL),
- L'Unité de Recherche en Pathologie et Immunologie Générale (URPIG).

#### ***1.1.a L'Unité de Recherche Aquacole en Poitou-Charentes***

Les principaux objectifs de cette unité sont :

- La définition des paramètres et indicateurs écologiques et physiologiques permettant de contrôler et de gérer l'exploitation de la ressource conchylicole,
- La contribution au développement d'une filière contrôlée en conchyliculture,
- La participation à l'amélioration des espèces par l'expérimentation et le contrôle des performances des produits sélectionnés en collaboration avec l'URGE

Pour réaliser ces objectifs, l'unité possède un marais conchylicole expérimental (5 claires et 2 réserves), une salle d'écophysiologie à l'écloserie d'IFREMER à Ronces les Bains et un laboratoire à La Tremblade.

Les différents programmes réalisés sont effectués par une équipe de 7 personnes.

#### ***Personnel scientifique :***

Responsable : Philippe GOULLETQUER

Cadres : Olivier Le MOINE  
Patrick SOLECTCHNIK  
Daniel RAZET

Paul GRAS

Technicien : Philippe GEAIRON

***Personnel administratif :***

Secrétaire : Sylvie TAILLADE

L'ensemble du personnel titulaire travaille à 100 % à l'URAPC, hors mis Sylvie TAILLADE (80 %) qui assure le secrétariat et la comptabilité du GAP (20 %)

**2. Les différents types de programmes:**

• Institutionnels

Ce sont des projets décidés à l'échelon national ou régional.

Actuellement, on peut citer le programme d'expérimentation de culture d'huîtres en eaux profondes, le suivi de la teneur en cadmium dans les sédiments du bassin de Marennes-Oléron et le suivi de la mortalité des huîtres dans ce même bassin.

• Semi institutionnels

Ce sont des programmes nationaux ou régionaux internes à l'IFREMER :

- Le réseau REGEMO (REseau GENétique MOllusques) qui concerne le suivi de production d'espèces nouvelles ou de nouvelles souches génétiques (huîtres triploïdes *Crassostrea gigas*),
- Le réseau REMORA (REseau MOllusques du Département Ressources Aquacoles) qui suit la croissance et la production des huîtres sur 50 stations distribuées sur le littoral français,
- Le réseau hydrobiologique et bases de données RAZLEC qui permettent de suivre les fluctuations hydrologiques du bassin ostréicole depuis 1973.

• Contractuels



Ces programmes proviennent de contrats négociés avec des collectivités ou/et des entreprises. En 1994, le VI<sup>ème</sup> contrat de plan Etat/Région d'une durée de 5 ans sur la problématique d'amélioration des huîtres en claires ostréicoles, a été signé. L'URAPC travaille sur cette étude en collaboration avec le CREMA de la Rochelle et l'université de Nantes

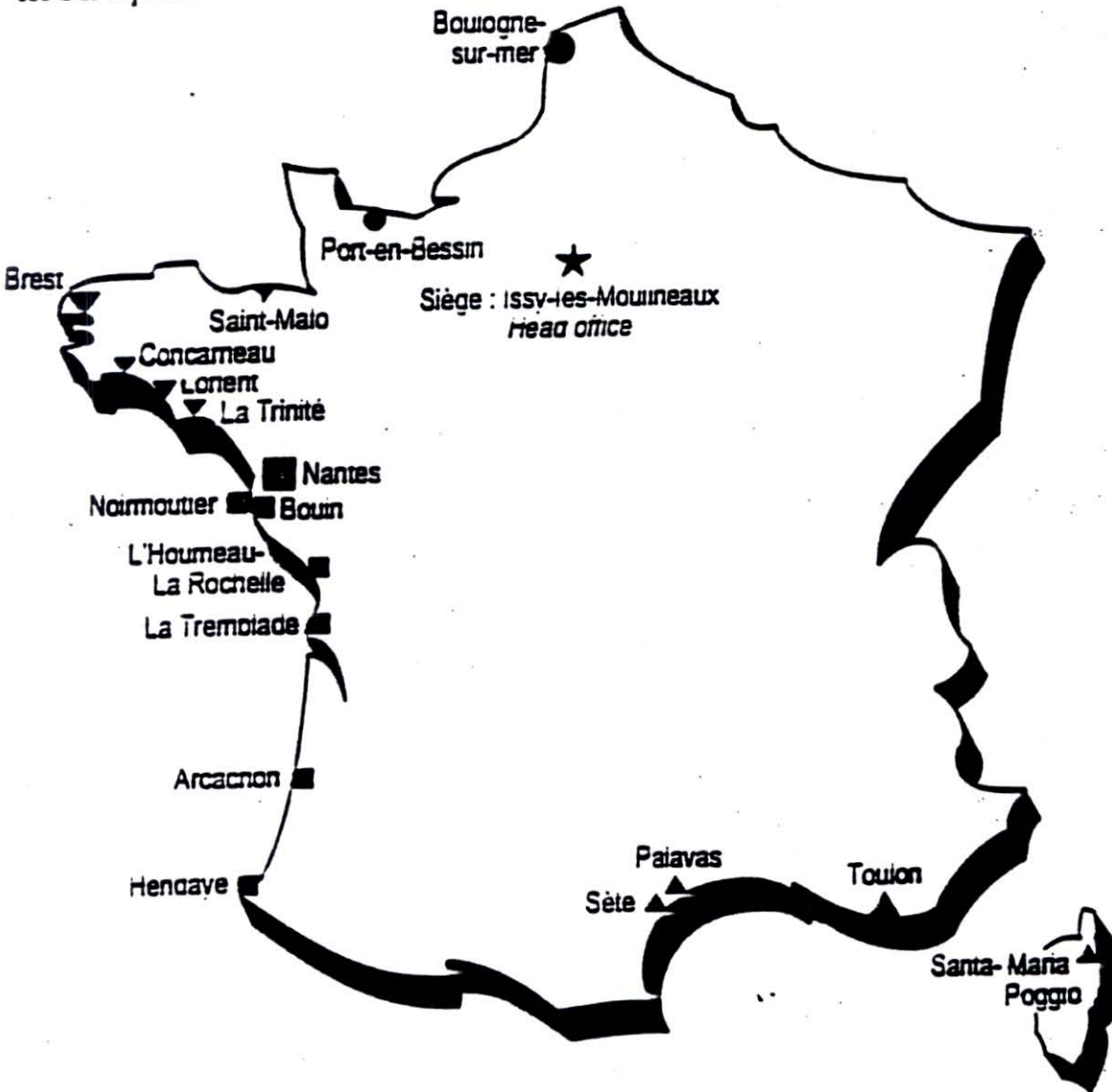
Les programmes de 1995 concernent principalement :

- la valorisation des claires ostréicoles ; affinage des huîtres creuses *Crassostrea gigas* en période automnale,
- qualité des mollusques,
- réseau national "REMORA",
- réseaux régionaux "RAZLEC" et "Croissance",
- écosystème conchylicole et mortalité..

ANNEXE I

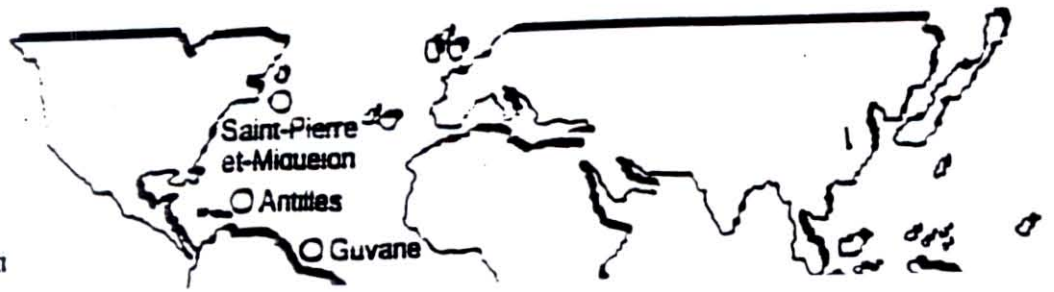
Implantation de l'**AFREMER**

Métropole



- ▼ ■ ▲ ◆ Centres
- ▼ ■ ▲ Stations rattachées
- Délégations

Outre-Mer





## II. LA STATION D'EPURATION DE LA TREMBLADE

### **1. Fiche descriptive de la station d'épuration**

Implantation : LA TREMBLADE Les Grands Rivaux

Département : CHARENTE MARITIME

Maître d'ouvrage : SIVOM presqu'île d' Arvert

Exploitant : C.E.R (Compagnie des Eaux Royannaise); (AFFERMAGE)

Agence de bassin : Adour Garonne

Milieu récepteur : Estuaire de la Seudre

Capacité nominale : 3 200 m<sup>3</sup>.J<sup>-1</sup>

: 960 kg DBO<sub>5</sub>. J<sup>-1</sup>

: 16000 Equivalent Habitant (1 Equivalent Habitant correspond à 150-200 L  
eaux par jour)

Mise en service : Novembre 1976

constructeur : DEGREMONT

### **2. Caractéristiques de la station d'épuration**

Le principe de base de la station d'épuration de La Tremblade (Charente-Maritime) est l'épuration par boue activée.

Deux types de traitement des eaux sont utilisés selon les saisons. Le traitement "de routine" par boue activée augmente d'une étape physicochimique pendant l'été. La période hivernale est relativement calme en matière de débit des eaux usées (700 m<sup>3</sup>/jour) alors que la période estivale avec l'afflux des touristes provoque une augmentation des débits d'eaux usées (de 1 800 à 2 000 m<sup>3</sup>/jour). Les pics du 14 juillet et du 15 août peuvent monter jusqu'à 2 400 m<sup>3</sup>/jour.

### 3. Mode de fonctionnement

L'eau brute arrive dans le bassin tampon. Ce bassin a pour rôle de réguler les débits sur les installations de la station.

#### • Le traitement primaire

Il consiste à éliminer les déchets les plus encombrants, il est constitué :

- du **dégrillage** (retenue des déchets de 1 à 3 cm),
- du **dessablage** (sédimentation des matières lourdes par écoulement lent)
- du **dégraissage et déshuilage** (avec aération il y a remontée des matières légères puis récupération par raclage automatique),
- **décantation primaire** (dépôt de matières en suspension pour formation de boue primaire renvoyée vers une étape de traitement spécifique). Le décanteur primaire est utilisé pendant la période estivale.

#### • Le traitement secondaire

C'est un traitement biologique. L'eau usée est envoyée dans le **bassin de boues activées** qui comprend un brassage et une aération des eaux afin de favoriser un développement bactérien. Ce traitement s'effectue dans le bassin d'aération.

Les microorganismes ont un rôle important, ils permettent l'élimination des pollutions colloïdes.

Le clarificateur sert de décanteur secondaire qui assure la séparation des boues.

Le devenir des boues

Les boues peuvent être utilisées en agriculture (utilisation des carbones, azote, phosphore potassium). Elles peuvent également être incinérées.

- Le traitement secondaire physicochimique ne fonctionne pas en continu pendant l'année (tableau 1). Il intervient uniquement pendant la période estivale afin d'améliorer la qualité d'épuration de la station. C'est un complément du procédé biologique, qui permet la réduction des matières colloïdales. Ce procédé emploie des réactifs tels que le chlorure de fer ( $\text{FeCl}_3$ ) et la chaux ( $\text{CaO}$ ). Il est utilisé pour l'affinage des eaux épurées biologiquement, et améliore l'épuration d'apports brutaux et massifs de pollution en amont d'une épuration biologique. Ce traitement a lieu dans le turbo circulator.



Tableau 1 : Récapitulatif des dates de mises en route et d'arrêt du traitement physicochimique.

| ANNEE | MISE EN ROUTE | ARRET   |
|-------|---------------|---------|
| 1996  | 05 Juillet    | -       |
| 1995  | 05 juillet    | 31 août |
| 1994  | 10 juillet    | 31 août |
| 1993  | 15 juillet    | 31 août |

Remarque: on peut constater que les dates de mise en fonctionnement du traitement physicochimique (mois de Juillet ) ne correspondent pas avec les dates de mortalité des huîtres sur les bancs de Ronces les bains et Perqui (mois de Juin)

- Traitement tertiaire

Le traitement secondaire élimine 35 % environ de l'azote et du phosphore alors qu'il faut en enlever 70 à 95%. De plus , des microorganismes et des particules doivent également disparaître pour optimiser l'épuration. Il est donc nécessaire de mettre en place un traitement tertiaire adapté à chacun de ces paramètres.

1. La nitrification, dénitrification

L'augmentation de l'aération permet la formation de nitrates (nitrification). La liqueur obtenue après cette opération est placée en anoxie afin que les bactéries utilisent l'oxygène du nitrate : il y a alors formation d'azote gazeux qui s'évapore.

- Réduction de la population de micro organisme

Après traitement classique, les eaux épurées contiennent plus d'un million de microorganismes par litre dont certains peuvent être porteurs de maladies. La réduction des microorganismes s'impose alors:

Elle est effectuée par désinfection chimique par le chlore libre. La dose de chlore utilisée est de 8 à 10 g /m<sup>3</sup>. La dose quotidienne utilisée en période estivale est donc de l'ordre de 20 kilogrammes (on a pu constater la présence de larves de moustique dans le bassin de chloration).

- Le lagunage naturel

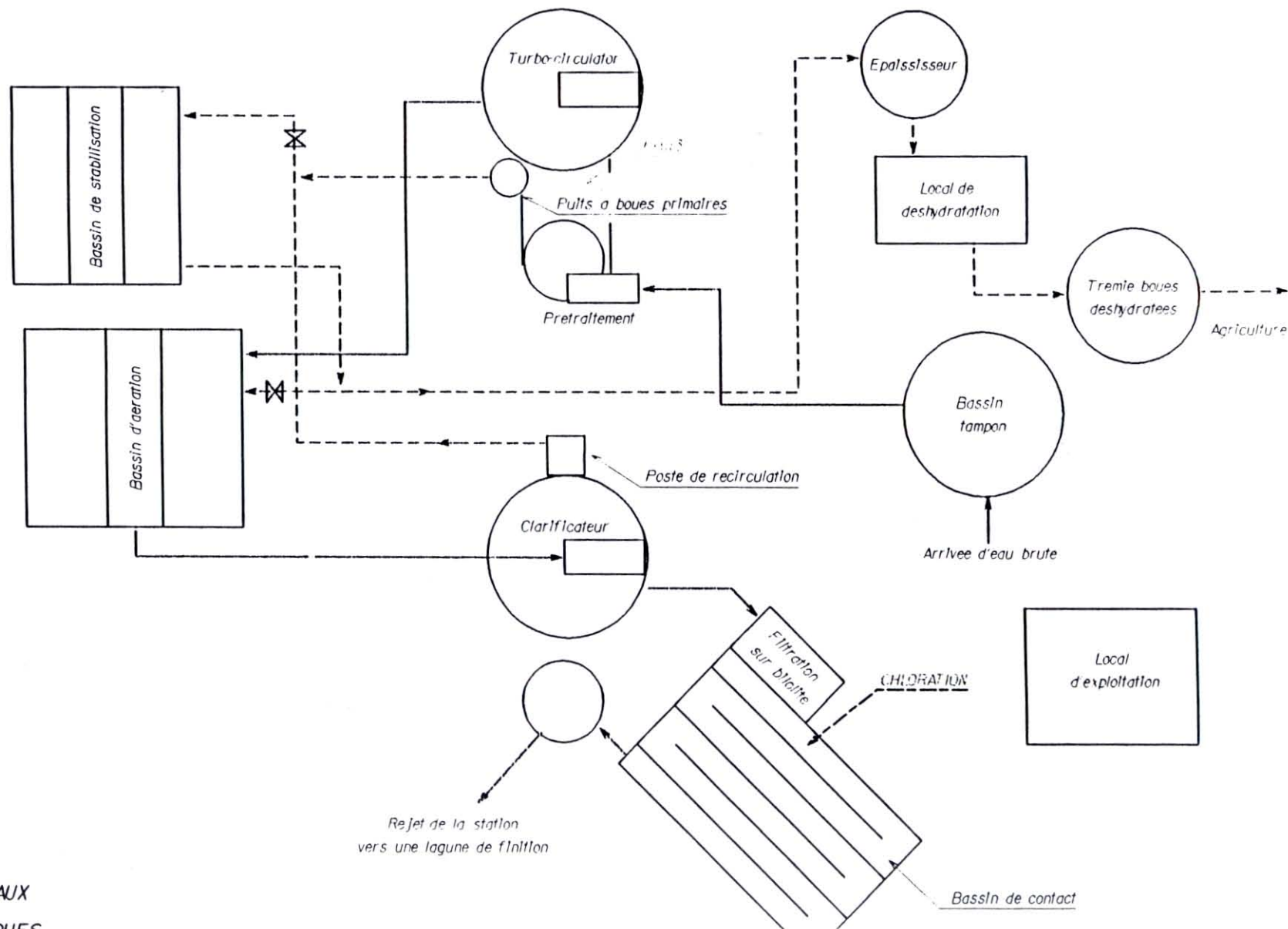
Il est utilisé comme traitement final. Il s'agit d'un grand bassin d'une profondeur de 0,8 à 1,2 m où le développement algal et bactérien naturel permet d'effectuer un traitement de finition. Le temps de séjour variable selon les débits. La lagune a un volume d'environ 4500 m<sup>3</sup>. Les effluents y séjournent

donc de 2 à 7 jours. Après ce traitement de finition, l'eau est relarguée dans le milieu naturel. Dans le cas de la station d'épuration de La Tremblade, les ouvertures de vannes se font en été 30 minutes après la pleine mer pendant 5 heures alors que l'hiver, il se fait 1 heure après la pleine mer pendant une durée de 4 heures. C'est du lagunage que sera puisée l'eau pour la réalisation de l'expérience.



# STATION D'EPURATION DE LA TREMBLADE

## SCHEMA DE PRINCIPE 16000 EH



### III. MISE EN PLACE DU TEST DE TOXICITE

#### A. EXPERIMENTATION AVEC DES HUITRES ADULTES (*Crassostrea gigas*)

##### 1. Matériels et méthodes

###### 1.1. Objectif de l'étude

Le but de l'expérience est de tester l'impact de la qualité de l'eau sur les huîtres et leur survie. Pour ce faire on effectue un contrôle quotidien de la survie du changement de l'indice AFNOR (l'indice AFNOR permet de classer les huîtres (fines, spéciales) selon les variations de poids frais de chair de chaque huître.

On vérifiera également une éventuelle accumulation bactérienne dans les huîtres soumises aux eaux de station d'épuration (coliformes fécaux).

###### 1.2. Conditions expérimentales

###### a) Origine des huîtres

Les huîtres sont issues d'un naissain capté en 1994 et prégressi sur le banc de la Mortanne (bassin de Marennes-Oléron). Le détroquage a eu lieu en décembre 1995. Le stockage a été effectué sur le banc d'Agnas (bassin de Marennes-Oléron).

###### b) Echantillonnage

Les échantillons sont constitués de 50 huîtres dépourvues de toute autre biomasse (balanes, algues). La manipulation se prolongera sur 15, 14, 13, 12 et 11 jours selon les expérimentations. La première expérience a débuté le 05/07/96 alors que la cinquième expérience a fini le 22/07/96. Ils sont soumis à quatre conditions différentes et stockés dans des bacs individuels de 50 litres. Chaque condition est reproduite 5 fois en s'échelonnant sur 5 jours (soit une nouvelle condition par jour).

1ère condition (lot n° **R**) : **Renouvellement** quotidien de toutes les eaux (49,5 l d'eau de mer + 0,5 l d'eau de la station d'épuration de La Tremblade) soit une dilution à 1 %.



2ème condition (lot n° **NR**) : dilution à 1 % (49,5 l d'eau de mer + 0,5 l d'eau de la station d'épuration de La Tremblade) l'eau ne sera pas renouvelée sur la durée de la manipulation.

3ème condition (lot n° **TR**) : échantillon Témoin avec Renouvellement quotidien d'eau (49,5 l d'eau de mer + 0,5 l d'eau douce) soit une dilution à 1 %.

4ème condition (lot n° **TNR**) : Témoin Non Renouvelée sur la durée de la manipulation (49,5 l d'eau de mer + 0,5 l d'eau douce) soit une dilution à 1 %.

Le lot n° 1 est mis en place pour déterminer si un effet d'accumulation des eaux de la station d'épuration de La Tremblade provoque des changements des comportements de l'huître à long terme (15 jours) (recherche d'un effet chronique).

Le lot n° 2 est mis en place pour montrer une éventuelle mortalité de populations par une dose unique d'effluents (recherche d'un effet aigu).

Les lots 3 et 4 sont des lots témoins. L'eau douce est ajoutée afin d'homogénéiser la salinité dans les bacs test et les bacs témoins.

### 1.3. Définition des paramètres étudiés

Les échantillons font ensuite l'objet des mesures suivantes :

- poids individuel de chaque huître,
- stade de maturation, selon une échelle relative de 1 à 4 dont les critères macroscopiques sont :
  - \* stade 1 : huître maigre, glande digestive visible par dessus et par dessous
  - \* stade 2 : huître peu grasse, glande digestive visible dessous et dessus par transparence
  - \* stade 3 : huître grasse, canaux de la gonade discernable (stries blanchâtres)
  - \* stade 4 : huître très grasse, une lame de scalpel frottant légèrement la gonade par en dessous fait s'échapper la laitance (produits génitaux)
- poids frais de chair égouttée

Ces données permettent de calculer un indice de qualité : indice AFNOR de remplissage (100 fois le poids frais de chair égouttée divisé par le poids total)

Sur une période donnée, cet indice permet de suivre la qualité de chair de l'huître et donc la qualité de leur milieu environnant. Les huîtres sont classées commercialement selon la norme AFNOR en catégories "huîtres fines" et "huîtres spéciales".

Tableau 2: Les différentes catégories d'huîtres

| INDICE AFNOR    | APPELATION   |
|-----------------|--------------|
| < 6,5           | non classées |
| 6,5 < AFNOR < 9 | "Fines"      |
| > 9             | "Spéciales"  |

Cet indice donne une idée du taux de remplissage des huîtres et caractérisent ainsi la qualité des huîtres suivies.

En parallèle, un contrôle quotidien de mortalité ainsi que la surveillance de température et la concentration en oxygène sont effectués afin de vérifier que ces paramètres n'influent pas sur la survie. L'ensemble des données est traité par le système informatique d'analyses statistiques LOTUS. Les résultats font l'objet d'analyses statistiques afin de déceler des corrélations entre les différents paramètres mesurés pendant l'expérimentation (étude de poids frais par rapport aux conditions expérimentales ; étude des stades de maturation par rapport aux conditions expérimentales).

## 2. Résultats et Discussions

D'après la figure 1, on voit que la condition TNR se distingue des 3 autres lots à la fin de l'expérience

Tableau 1: Poids frais de chair égouttée moyens selon les conditions expérimentales

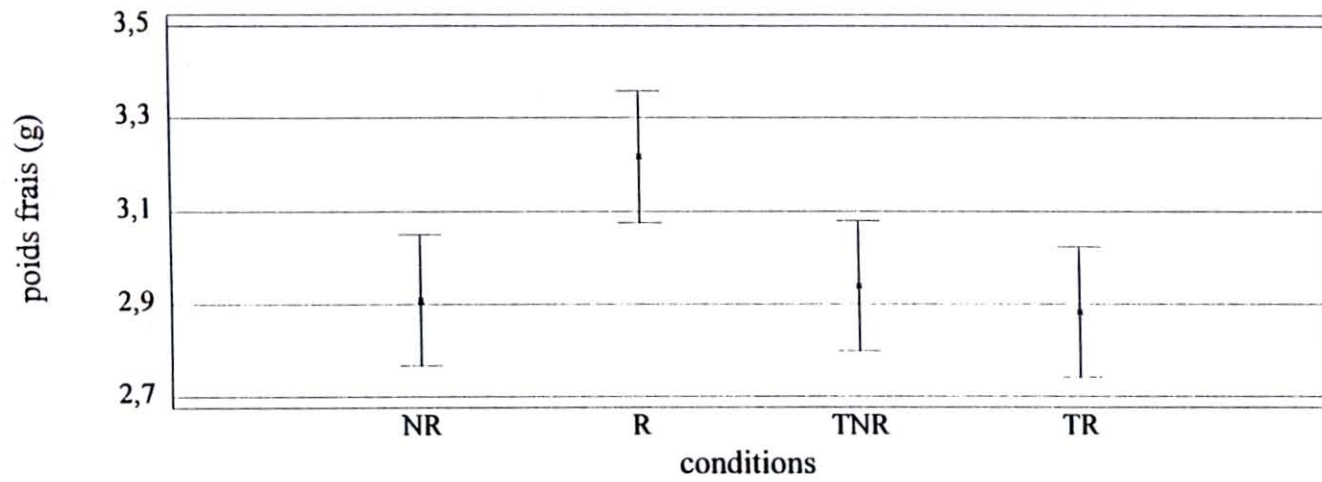
|                       | R       | NR      | TR      | TNR     |
|-----------------------|---------|---------|---------|---------|
| POIDS MOYEN<br>(en g) | 2.94957 | 2.92674 | 2.93992 | 3.13275 |

Ce résultat indique que les échantillons issus des conditions expérimentales sont homogènes mis à part l'échantillon Témoin Non Renouvelé.

L'analyse des échantillons ne présente pas de différence de poids de chair égouttée entre les lots d'huîtres ayant subi un temps de séjour dans l'eau de station (R, NR) et les lots témoins (TR, TNR)

L'expérimentation, dans les conditions de manipulation décrites précédemment, ne permet pas de conclure que les effluents de la station d'épuration de La Tremblade ont un effet sur les poids de chair égouttée.

fig. 1. poids frais moyens pour les différentes conditions d'expérience





La figure 2 permet d'établir l'étude du poids de chair égouttée par rapport aux différents jours de lancement des expériences. Le but de cette analyse est de trouver un effet journalier de l'eau de la station d'épuration sur les huîtres.

Effectivement, on peut penser que la qualité de l'eau issue de la station n'est pas stable. Chaque expérience a donc démarré avec 1 jour de décalage afin de mesurer un effet particulier des effluents sur une journée précise.

Cependant, d'après l'analyse de variance, on voit qu'il n'y a pas de différence significative entre les lots .

Dans les conditions de manipulations décrites, on ne peut donc pas mettre en évidence un impact des eaux de la station d'épuration sur une variation de poids frais de chair égouttée des huîtres selon les jours.

D'après la figure 3, on peut constater que la maturation sexuelle des huîtres n'est que très peu variable selon les différentes conditions expérimentales.

Il n'y a que 2 conditions qui se distinguent (R et TN). L'échantillon R est plus mature que l'échantillon TN mais cela avec des amplitudes très réduites. La différence entre chaque condition n'est pas assez significative pour pouvoir en tirer des résultats corrects.

Le reste des lots n'est pas différent significativement. Par conséquent, la manipulation ne permet pas de montrer une influence de l'eau de la station d'épuration sur la maturité sexuelle des huîtres.

D'après l'interprétation de la figure 4, on effectue une analyse de variance des stades de maturation par rapport aux différents jours de lancement de l'expérience. Celle-ci ne permet pas de montrer une influence directe de l'effluent de la station (la différence entre chaque intervalle de confiance des stades de maturation étant trop minime pour pouvoir isoler les jours de lancement ).

Une analyse bactériologique est réalisée pour déterminer une éventuelle présence de coliformes fécaux dans la chair des huîtres. Les résultats de celle-ci s'avèrent négatifs c'est à dire qu'il y a moins de 30 coliformes fécaux par 100 grammes de chair et de liquide intervalvaire.

D'autre part, aucune mortalité n'a été constaté sur l'ensemble des conditions expérimentales ni sur la durée totale de l'expérience.

figure 2. poids frais moyens pour les différents jours d'expérimentation

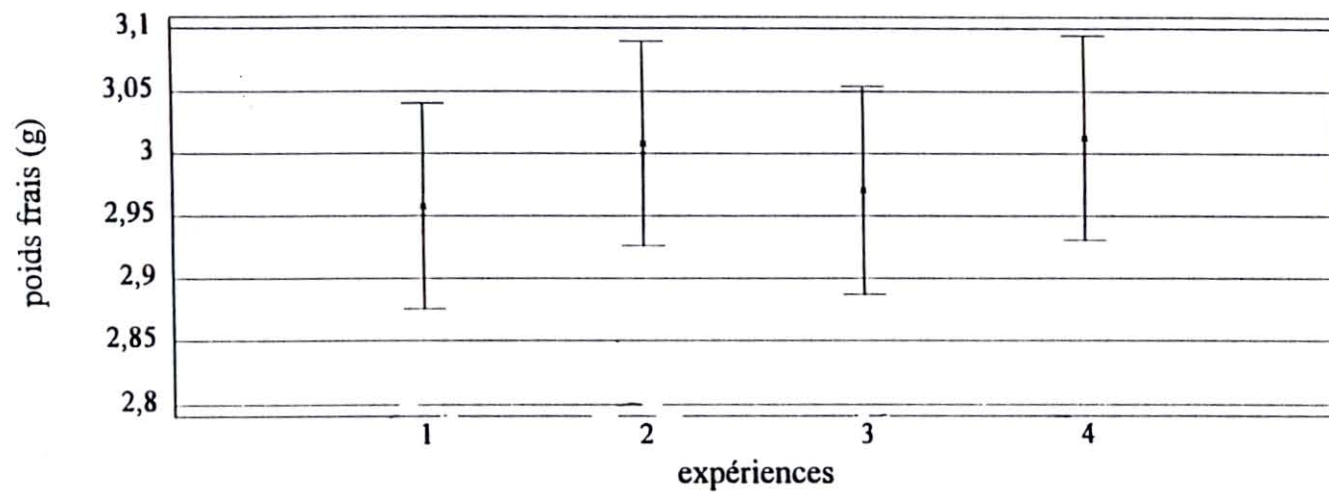


fig. 3. stades de MS pour les différentes conditions d'expérience

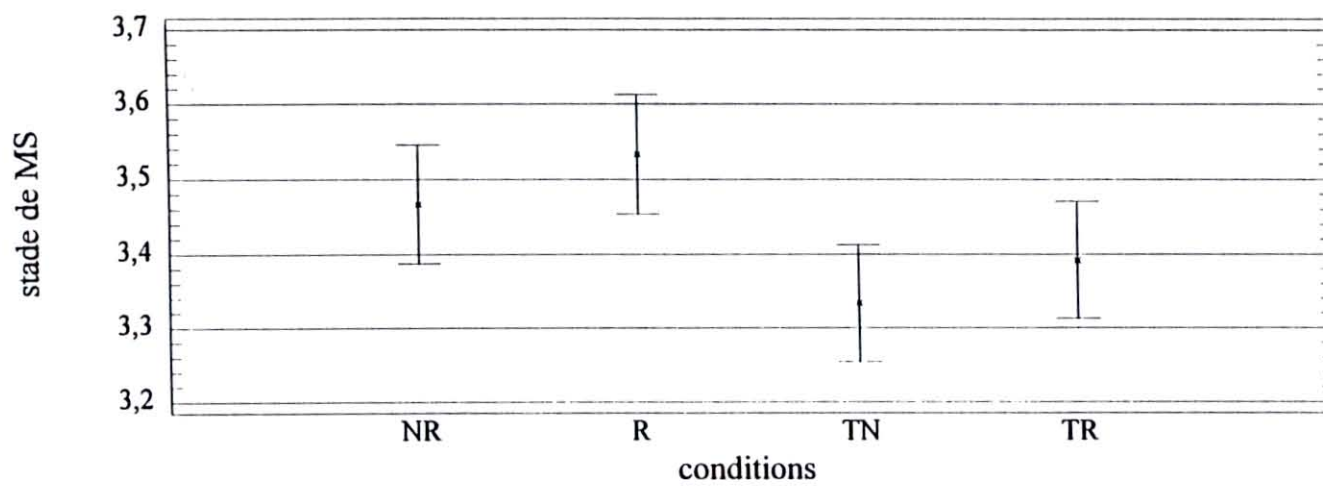
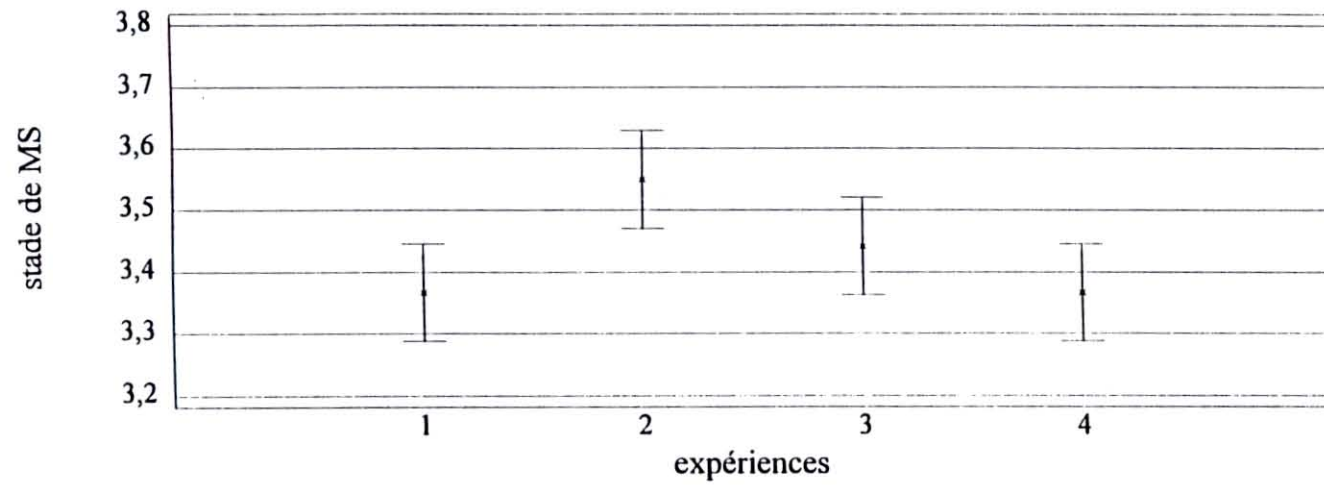




fig. 4. stades de maturité sexuelle pour les différents jours d'expérimentation



### 3. Conclusion

Le test de toxicité des effluents de la station d'épuration de La Tremblade sur les huîtres adultes (*Crassostrea gigas*) révèle des résultats exploitables après traitement par analyse statistique. L'ensemble des données statistiques montre que les différents échantillons ne se différencie pas suffisamment après avoir subi un séjour dans de l'eau de la station d'épuration. On peut donc dire que, dans les conditions et sur la durée d'expérimentation décrites, il n'y a pas d'influence directe des effluents de la station d'épuration de La Tremblade sur la maturation sexuelle et le poids de chair égouttée des huîtres.

## B. EXPERIMENTATIONS AVEC DES LARVES D'HUITRES (*Crassostrea gigas*)

### 1. Matériels et méthodes

#### 1.1. Objectif de l'expérimentation

Cette procédure va permettre de déterminer si les eaux de rejets de la station ont une influence directe sur la mortalité des larves d'huîtres.

#### 1.2. Conditions expérimentales

Les larves utilisées sont issues de l'écloserie de IFREMER Ronces les Bains. Elles sont âgées de 3 jours lorsque l'expérimentation débute (stade larves D). Afin d'éliminer une source de variabilité expérimentale, les larves ne seront pas nourries. L'expérience va durer 24 heures. Les larves sont conditionnées dans des bidons de 1 litre oxygénés par un léger bullage qui favorise un mouvement hydrodynamique idéal à la mise en suspension de celles-ci.

#### 1.3. Echantillonnage

Après fécondation artificielle (méthode de scarification des gonades), on obtient une quantité inconnue de larves dans un volume d'eau de mer de 2 litres (eau de mer issue de l'écloserie). On appellera cet échantillon "culture A".

#### a) Dénombrement des larves après la fécondation

On opère à une dilution à partir de la culture A dans une culture B. On prend 10 cm<sup>3</sup> de culture A ; on complètera le volume à 1 litre d'eau de mer d'écloserie pour former la culture B. A partir de 3

volumes de 0,5 ml prélevés dans B, on effectue 3 comptages au microscope après avoir fixé les larves par une goutte de formol.

#### b) Les différentes conditions expérimentales

Quatre conditions expérimentales sont basées sur des dilutions eau de station d'épuration/eau de l'écloserie.

1ère condition : introduction de 10 cm<sup>3</sup> d'eau de station dans un volume de 990 cm<sup>3</sup> d'eau de mer de l'écloserie.

: dilution au 1/100

2ème condition : introduction de 1 cm<sup>3</sup> d'eau de station dans un volume de 999 cm<sup>3</sup> d'eau de mer de l'écloserie.

: dilution au 1/1 000.

3ème condition : introduction de 0,1 cm<sup>3</sup> d'eau de station dans un volume de 999,9 cm<sup>3</sup> d'eau de mer de l'écloserie.

: dilution à 1/10 000.

4ème condition : bidon témoin, dilution au 1/1 000 d'eau douce dans de l'eau de mer de l'écloserie.

Le dilution au 1/1 000 du témoin est choisie car elle est intermédiaire par rapport aux autres dilutions, elle permettra de standardiser les lots au niveau de l'effet de la salinité sur les larves.

Pour avoir des données statistiques correctes, les quatre conditions différentes seront reproduites 5 fois (5 répliquats). On aura donc au total 20 bidons expérimentaux.

Afin d'homogénéiser au maximum les conditions expérimentales, les bidons seront placés les uns à côté des autres de façon totalement aléatoire par tirage au sort pour minimiser toute influence environnementale externe (Lumière, chaleur,...).

#### 1.3. Définition des paramètres étudiés

Il y a donc 20 bidons numérotés de 6 à 25. Les cinq premiers ayant servi à affiner les techniques de comptage.



**Tableau 3** : Répartition des bidons selon les différentes conditions.

|   |    |    |    |    |    |
|---|----|----|----|----|----|
| Condition n° 1 (dilution 1/100)         | 6  | 8  | 18 | 20 | 22 |
| Condition n° 2 (dilution 1/1 000)       | 11 | 12 | 15 | 17 | 23 |
| Condition n° 3 (dilution 1/10 000)      | 7  | 9  | 10 | 13 | 24 |
| Condition n° 4 (témoin dilution 1/1 00) | 14 | 16 | 19 | 21 | 25 |

### 1.3.1. Technique de comptage final

- Concentration de larves dans les bidons ; se fait par siphonage de l'eau à travers un filtre de 10  $\mu\text{m}$ . La totalité des larves se trouve concentrée après siphonnage dans un volume de 20 à 30 ml.
- Ajustement du volume à 50  $\text{cm}^3$  afin d'avoir un volume précisément déterminé pour le comptage. Une homogénéisation correcte sera nécessaire avant chaque prélèvement. Elle se fera à l'aide d'un piston agitateur.
- Cinq comptages à partir de prélèvement de la solution de 50  $\text{cm}^3$  seront effectués pour obtenir des résultats statistiquement plus fiables.

## 2. Matériels et Méthodes

### a) Calcul du nombre de larves

D'après la technique énoncée dans le 1.3) Echantillonnage, on sait que l'on aura:

$146 \cdot 10^3$  larves pour 1 litre de la culture B.

Etant donné que l'on a prélevé 10  $\text{cm}^3$  de solution A, on aura  $146 \cdot 10^3$  larves dans ces 10  $\text{cm}^3$ . Le volume de solution A est de 2 litres, on aura donc au total  $292 \cdot 10^5$  larves dans 2 litres soit environ 30 millions de larves.

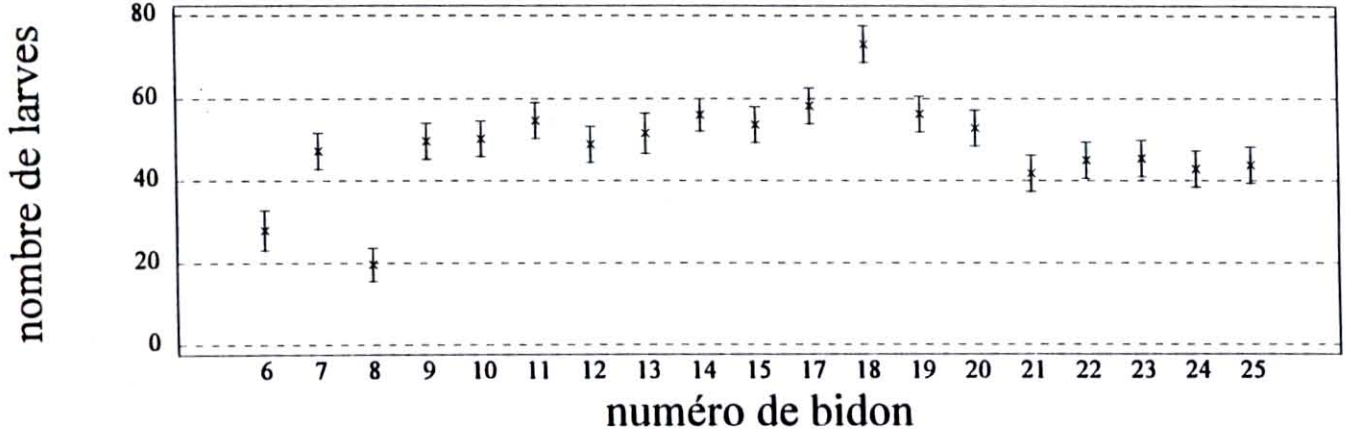
### b) Mise en place des échantillons

Une solution est créée à partir d'une dilution de la culture A. Un prélèvement de 100  $\text{cm}^3$  de culture A est rapporté à un volume de 1 litre afin d'avoir une concentration larvaire de 1 400 larves par ml.

La concentration larvaire désirée est d'environ 10 000 larves par litre. Cette concentration permet de ne pas faire d'apport de nourriture pendant la durée de l'expérience.

On prélèvera donc 3 fois 2  $\text{cm}^3$  de culture C que l'on introduira dans chaque bidon expérimental (3 x 2  $\text{cm}^3$  de culture C correspond à environ 8 400 larves), le volume final sera de 1 litre.

Fig 1: nombre de larves en fonction des conditions (numérotation des bidons)



La méthode d'introduction des larves dans chaque bidon expérimental devra toujours être la même afin de ne pas avoir de fluctuation du nombre de larves.

Sur une base de cinq comptages par bidon, on obtient un ensemble de 100 résultats (5 comptages 20 conditions). Ces résultats sont traités en analyse de variance par l'intermédiaire du logiciel STATGRAPHICS.

Globalement, d'après l'analyse graphique et l'analyse de variance des 4 conditions différentes (dilutions aux 1/100, 1/1000, 1/10000), on constate que l'ensemble des échantillons est homogène, (les moyennes du nombre de larves par culture de 1 litre sont situées entre 40 et 55 ). On enregistre une perte de 40 % environ de l'effectif de larves de départ toutes conditions expérimentales confondues due à la manipulation et aux stress des larves pendant l'expérience.

Tableau 1: Moyennes du nombre de larves selon les conditions expérimentales.

| conditions                                     | dilution 1/100 | dilution 1/1000 | dilution 1/10000 | Témoins |
|--|----------------|-----------------|------------------|---------|
| nbre de larve dans un volume prélevé de 0.5 ml | 43             | 52              | 48               | 49      |

On remarque que dans les échantillons 6 et 8 (dilution a 1/100), la quantité de larves est inférieure à la moyenne. Cependant, on ne peut pas considérer cette différence avec les autres lots comme significative, car la condition (dilution 1/100) est constituée de 5 réplicats dont 3 sont dans la moyenne. Un biais d'expérience est probablement à l'origine de ce résultat.

De plus, l'analyse de variance ne permet pas de différencier les conditions expérimentales entre elles.

### 3. Conclusion

D'après les résultats issues des différentes conditions expérimentales données, les eaux de la station d'épuration n'ont pas d'impact significatif sur la mortalité des larves d'huîtres *Crassostrea gigas* au stade larve D.



## VI. BILAN DU TEST DE TOXICITE DES EFFLUENTS DE LA STATION D'EPURATION DE LA TREMBLADE SUR LES HUITRES *CRASSOSTREA GIGAS*.

L'objectif principal de cette expérience est de mettre en évidence un effet direct de la qualité des eaux de la station d'épuration de La Tremblade sur la survie et la qualité des huîtres creuses et des larves dans le bassin de Marennes-Oléron.

Les résultats sont basés sur la mortalité, sur la variation de la qualité des huîtres (remplissage de coquille), sur l'accumulation bactérienne aux cours du temps selon les différentes conditions (eaux renouvelées, eaux non renouvelées). Les données, après analyse par traitement informatique, ne montre pas de différence significative entre chaque condition permettant de prouver une influence de l'eaux de la station sur les huîtres ainsi que sur leurs larves.

On peut également penser observer le comportement des huîtres dans d'autres effluents tels que les eaux des réseaux pluviaux des stations balnéaires ou les eaux d'origine industrielle en amont de l'estuaire de la Seudre.

Ces expérimentations pourraient être compléter par une étude au printemps précédant les mortalité. Cependant, comme nous l'avons vu le traitement physicochimique des eaux de la station d'épuration reste assez tardif (Juillet; après le début des mortalités).

Une extension du protocole pourrait considérer des concentrations plus élevées de la teneur en eaux de la station (dilution à 10 %) avec cependant le problème de l'impact de la dessalure à cette période de l'année sur la physiologie des huîtres.

**DONNEES PRELIMINAIRES SUR L'ETAT  
PHYSIOLOGIQUE DES HUITRES *C. GIGAS* SUR LES  
BANCS OSTREICOLES DE RONCE ET PERQUIS**

**Le Moine O., Gouletquer P., Geairon P.**

## **Données préliminaires sur l'état physiologique des huîtres *C. gigas* sur les Bancs ostréicoles de Ronce et Perquis (1996)**

Dans le cadre du programme d'étude des mortalités d'huîtres *C. gigas* sur les bancs ostréicoles de Ronce et de Perquis (Marennes-Oléron), les suivis de cheptel sur le terrain par l'IFREMER ont été complétés de matériels d'enregistrement in-situ et en continu de différents paramètres environnementaux et physiologique.

### **Enregistrement de la Température et salinité**

En février 1995 et en coopération avec les professionnels siégeant au Comité de Banc de Ronce, une sonde océanographique, analysant la température et la salinité en continu avait été disposée sur le banc de Ronce à proximité de la Coursière à Collo (Figure 1). Les données sur ce site ont été acquises en continu jusqu'en mars 1996, où une panne a interrompu l'enregistrement. Des sondes de remplacement ont été acquises afin de ne pas interrompre l'acquisition des données de température. Les premiers tests de ce nouveau type de matériel ont eu lieu en juin, sur le même site. Suite aux bons résultats matériels de cette première période, plusieurs autres sondes ont été mises en place afin d'obtenir des relevés aussi complets que possible sur la totalité des bancs concernés.

Ainsi, dès la fin du mois de juin, deux points ont été équipés sur Perquis, l'un sur une table ostréicole, l'autre sur le parc à plat, pour mesurer les éventuels écarts de température subis par les huîtres entre les deux systèmes d'élevage.

Fin juillet, un dernier point a été choisi à l'extrémité l'extrémité Sud Ouest du banc de Ronce (côté Galon d'Or).

Fin novembre enfin, la sonde salinité-température a été remise en place sur le site initial (Coursière à Collo) en surélevé. Une autre sonde thermique a été disposée à proximité au niveau d'un parc à plat.

Depuis leur mise en place sur terrain, tous ces appareils fonctionnent et acquièrent en continu, avec une mesure toute les 15 minutes.

### **Valvomètre**

Cet appareil est un système de mesure de l'écartement intervalvaire des huîtres, permettant une visualisation individuelle de l'activité biologique in-situ de huit huîtres. Ce matériel, demandé également par les professionnels du Comité de Banc, doit permettre de détecter une éventuelle pollution affectant ponctuellement le banc. Dans le cadre de la contractualisation, un exemplaire a été acquis afin d'effectuer un suivi sur le site de Perquis à proximité des sondes déjà déployées.



Le laboratoire ne disposant pas de ce type d'équipement au moment des périodes initiales de mortalité, un exemplaire a été emprunté à l'équipe IFREMER de la Trinité sur mer et mis en place début juillet. Des problèmes techniques et informatiques font que les fichiers de la première période n'ont pu être décryptés pour l'instant. Le nouvel appareil étant défectueux à la réception, les données du mois d'août n'ont pu être acquises. Depuis cette date, le valvomètre fonctionne correctement et acquiert ses mesures sur le même pas de temps que les températures.

## Résultats

Les résultats présentés dans les figures 2 et 3 sont des relevés bruts, nécessitant une série de traitements statistiques élaborés. De même, ils n'ont qu'une valeur informative tant qu'ils ne sont pas corrélés avec les autres mesures et suivis réalisés par ailleurs. Cependant, en tant que sentinelle du banc, le valvomètre n'a détecté aucune anomalie depuis son installation, qui aurait pu affecter profondément la physiologie des huîtres sur le banc.

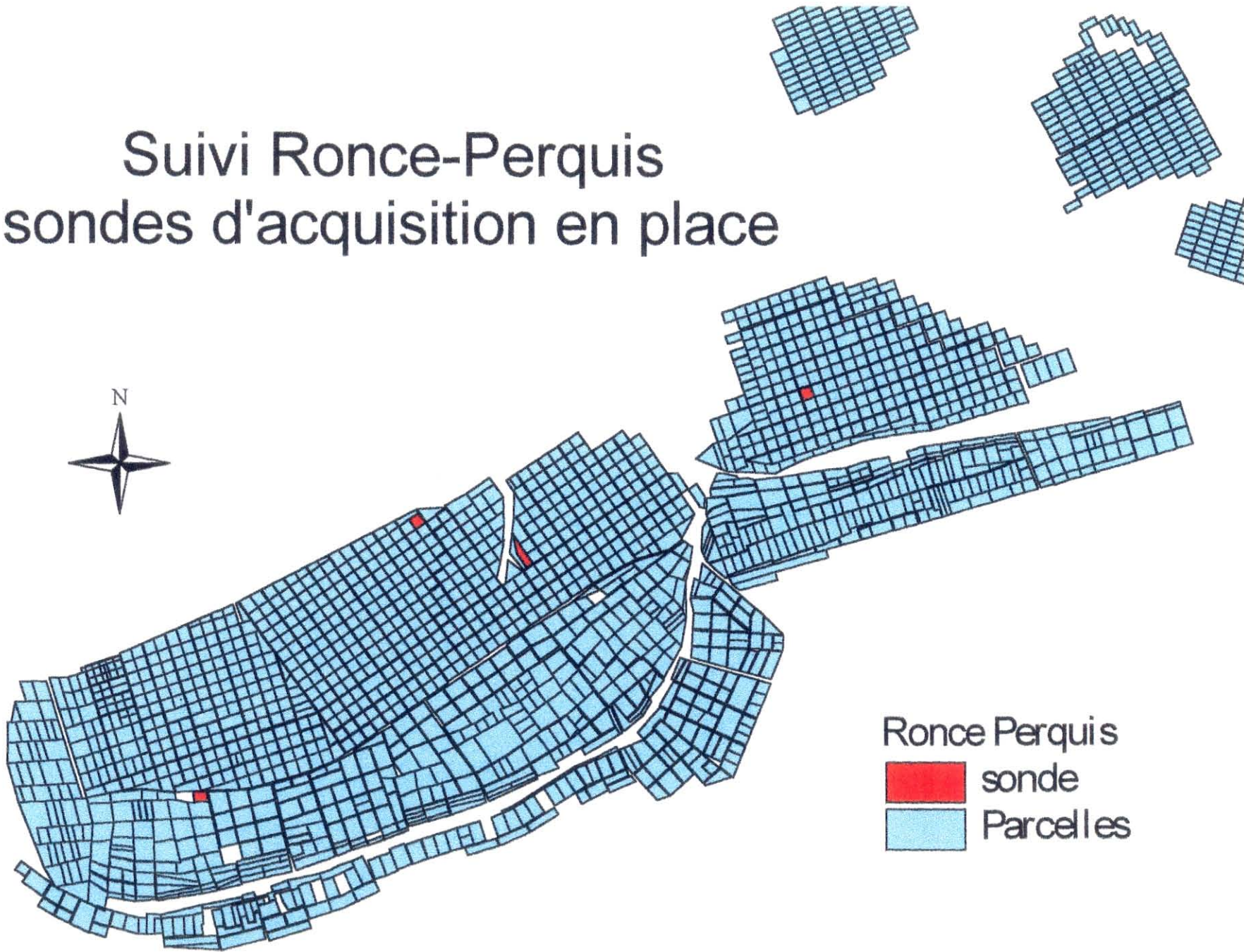
Cependant, au niveau des températures, on peut déjà noter les très forts écarts thermiques atteints au niveau des huîtres à plat (cf. Ronce Août), où ceux-ci approchent 35°C, pour une température maximale proche de 50°C. Par comparaison, les huîtres en surélevé subissent des fluctuations bien moins importantes (20° C d'écart pour 35°C au maximum).

Les données Valvomètre des figures 1 et 2 montrent l'activité des huîtres tantôt minimales (huître fermée à marée basse), puis maximales aux pleines mers. On notera la concordance des écarts de température avec les périodes d'émersion-immersion. Des corrélations seront effectuées ultérieurement entre les niveaux thermiques et l'intensité d'ouverture des valves d'huîtres.

Si aucune anomalie de comportement n'a été observée jusqu'à présent, ces observations restent d'un intérêt évident en tant que référence de comportement dans le suivi actuel. Ces données vont servir de témoin pour l'année 1997, et permettront d'affiner les observations qui seront effectuées en particulier en période de mortalité (juin-juillet).

Dans la mesure où ce suivi n'a été que partiel en 1996, il est entièrement reconduit pour 1997 et rentre à part entière dans le cadre du programme de travail 1997 retenu pour l'étude des mortalités sur les Bancs ostréicoles de Ronce les bains et Perquis.

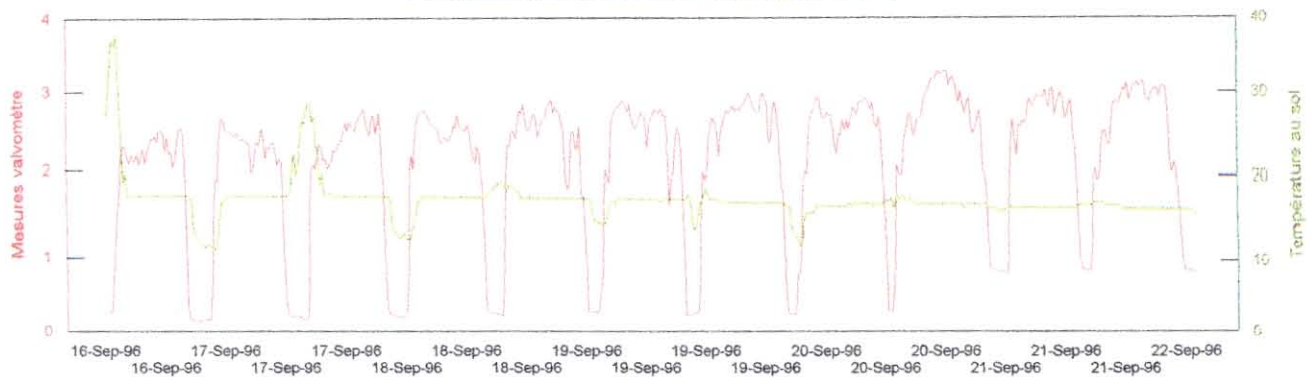
# Suivi Ronce-Perquis sondes d'acquisition en place



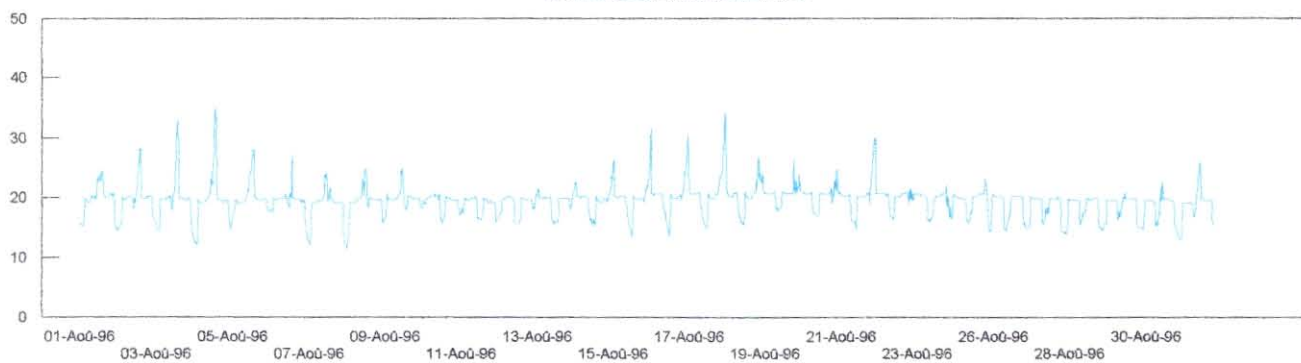
Ronce Perquis  
 sonde  
 Parcelles



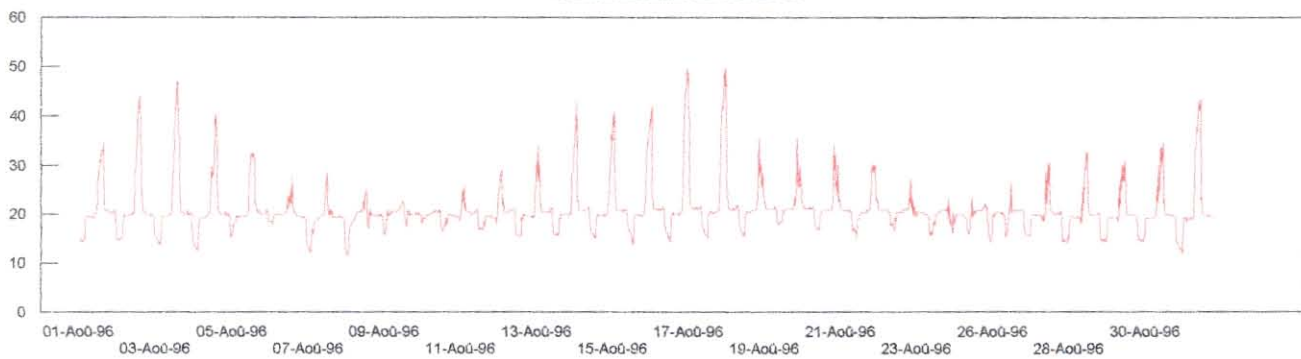
**Valvomètre - Température Perquis**  
Septembre 1996



**Ronce Août 1996**  
Température Table ostréicole



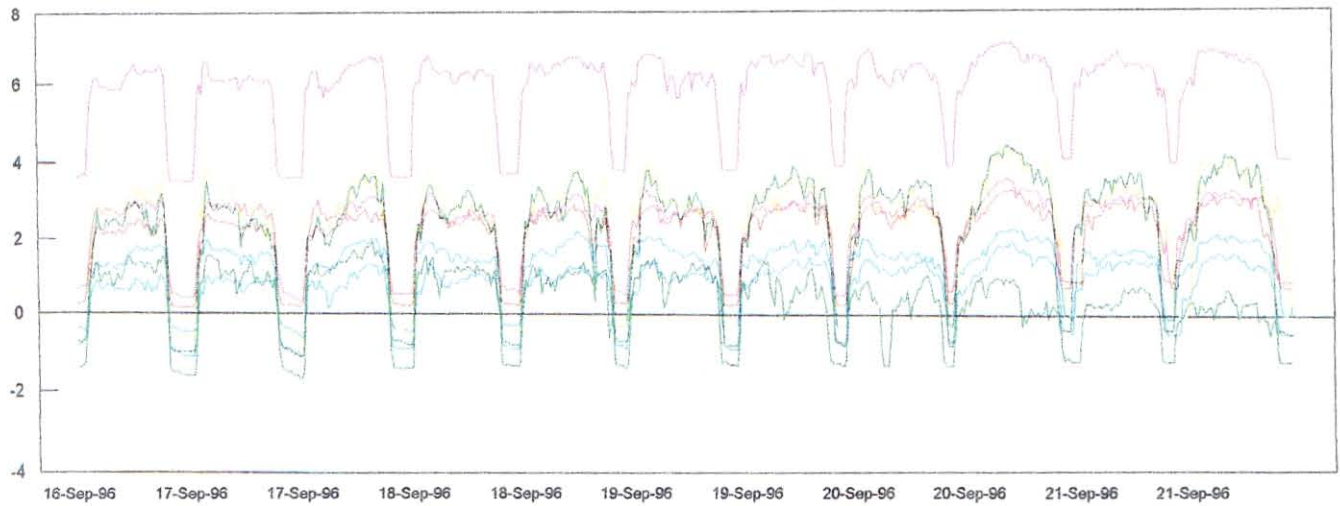
**Ronce Août 1996**  
Température Parc à plat





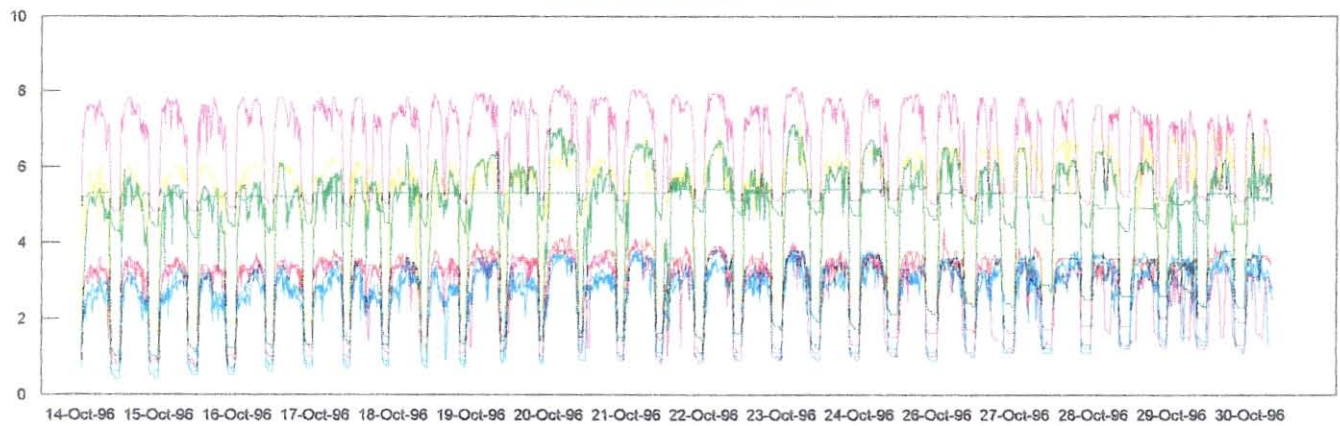
### Valvomètre Perquis

Septembre 1996



### Valvomètre Perquis

Octobre 1996



### Valvomètre Perquis

Novembre 1996

