UNIVERSITÉ DE NANTES

La Dynamique Atlantique

RÉGION POITOU-CHARENTES

CNRS CENTRE NATIONAL DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

VALORISATION DES CLAIRES OSTREICOLES

Contrat de Plan IFREMER - Région Poitou-Charentes

Année 1994

IFREMER/GAP/URAPC
Université de Nantes/ISOMER
IFREMER/CNRS - CREMA L'HOUMEAU

IFREMER

SOMMAIRE

Pages

Optimisation de l'affinage de l'huître creuse *Crassostrea gigas* dans les claires ostréicoles du bassin de Marennes-Oléron : capacité trophique de l'écosystème "claires" — 1 à 43
P. Soletchnik, P. Goulletquer, D. Razet, P. Geairon, O. Le Moine, N. Faury

Etude des paramètres limitants de la production d'*Haslea ostrearia* Simonsen en conditions naturelles de gestion hydraulique d'un marais expérimental — 44 à 84
V. Turpin et R. Hamon
Responsable Scientifique : J.M. Robert

Premiers essais automnaux de culture de diatomées en masse (24 m^3) sur eau de mer fertilisée (N/P/Si) — 85 à 131
J. Hussenot et N. Brossard

OPTIMISATION DE L'AFFINAGE DE L'HUITRE CREUSE *CRASSOSTREA GIGAS* DANS LES CLAIRES OSTREICOLES DU BASSIN DE MARENNES-OLERON : CAPACITE TROPHIQUE DE L'ECOSYSTEME " CLAIRES".

P. SOLETCHNIK, P. GOULLETQUER, D. RAZET, P. GEAIRON,
O. LE MOINE, N. FAURY

IFREMER/GAP/URAPC

Sommaire

Pages

REMERCIEMENTS

1. INTRODUCTION 1

2. MATERIELS ET MÉTHODES 1

2.1. Site expérimental 1
2.2. Echantillonnage spatio-temporel de la colonne d'eau des claires ostréicoles 2

2.2.1. Cycles de mesures par prélèvements discrets 2
2.2.2. Acquisition en continu des paramètres environnementaux 3
2.2.3. Variabilité spatiale des paramètres hydrobiologiques 3

2.3. Echantillonnage temporel de l'interface eau-sédiment 4
2.4. Effet de la densité d'huîtres en élevage sur la production 5
2.5. Relation huître-milieu 5

3. RESULTATS 6

3.1. Evaluation de la capacité trophique des claires 6

3.1.1. Evolution des paramètres hydrobiologiques 6

3.1.1.1. Les facteurs trophiques : chla, phéo, carbone, PLG et mop 6
3.1.1.2. Les sels nutritifs 9

3.1.2. Evolution des paramètres à l'interface eau-sédiment 10
3.1.3. Ressources trophiques des claires 13

3.2. Etude du mésocosme "claires ostréicoles" 15

3.2.1. Hydraulique des claires 15
3.2.2. Variabilité temporelle des paramètres hydrobiologiques 15

3.2.2.1. Echelle saisonnière 15
3.2.2.2. Echelle journalière 18

3.2.3. Variabilité spatiale des paramètres hydrobiologiques 18

3.3. Affinage des huîtres creuses *C. gigas* 25

3.3.1. Caractéristiques du lot initial 25
3.3.2. Comparaison des productions en fonction des densités en élevage 25
3.3.3. Hétérogénéité spatiale de la croissance 28
3.3.4. Indices de condition et composition biochimique des huîtres 30

3.3.4.1. Indices de condition 30
3.3.4.2. Composition biochimique des huîtres 32

3.4. Relation huître-milieu 32

3.4.1. Relation entre le gain de poids et les paramètres trophiques 32
3.4.2. Modélisation de la croissance en claires 35

3.4.2.1. Matrice de corrélation et modèles de calibration 35
3.4.2.2. Description temporelle des ressources trophiques calibrées et bilan énergétique 36

4. DISCUSSION - CONCLUSION 39

5. REFERENCES 42

REMERCIEMENTS

Cette étude a pu être réalisée grâce à la participation financière de la Région Poitou – Charentes.

Nous tenons à remercier Sylvie Taillade pour la mise en page de ce document.

1. 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 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'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.

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 m² définies par la Norme AFNOR (1985). Des besoins supplémentaires peuvent apparaître si la technique d'élevage de "pousse en claires" et des importations supplémentaires venant de Bretagne ou Normandie sont effectuées. Globalement, le besoin maximum peut être estimé à 1 000 ha sachant que la surface actuelle est probablement suffisante pour couvrir les besoins. Cependant, 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 première année d'expérimentation en claires ostréicoles traditionnelles du Bassin de Marennes-Oléron, les objectifs sont doubles. Le premier objectif est de réaliser un test zootechnique sur l'affinage de l'huître *Crassostrea gigas* à différentes densités d'élevage. Cette expérimentation a pour but de préciser les travaux réalisés au CREAA (Cartron, 1993) et constitue l'étape initiale du développement d'un nouvel outil expérimental pilote à la station IFREMER de la Tremblade (URAPC). Le deuxième objectif est de recueillir les informations sur l'écosystème "claires ostréicoles" (i.e., environnement physique, chimique et biotique), ainsi que sur les effets de la météorologie locale à différentes échelles spatio-temporelles afin de permettre la conceptualisation d'un modèle de gestion des claires ostréicoles durant la période d'affinage (octobre à décembre). Cette acquisition constitue un référentiel pour les expérimentations à venir et doit permettre la calibration du modèle écophysiologique "huître" (Raillard, 1991; Bougrier *et al.*, 1995) sur cet écosystème. En terme de suivis et d'analyses, l'effort porte sur la qualité trophique de la matière particulaire disponible pour les huîtres ainsi que les caractéristiques biométriques et biochimiques de ces dernières. Par ailleurs, un effort particulier porte sur l'analyse de la variabilité spatio-temporelle des paramètres édaphiques et trophiques au sein même d'une claire.

2. MATERIELS ET METHODES

2.1. Site expérimental

Les claires ostréicoles expérimentales sont situées dans le bassin de Marennes-Oléron, sur la commune de Ronce les Bains. Cinq claires d'une surface de 400 m² chacune sont alimentées en eau de mer par un chenal d'arrivée le long des claires puis par des canalisations horizontales terminées par un "bondon" vertical (tuyau de PVC d'un diamètre de 30 cm) qui permet le renouvellement et le contrôle de la hauteur d'eau dans la claire (fig. 1). Cette hauteur est standardisée à 30 cm dans chaque claire. L'alimentation en eau de mer s'effectue à marée montante sous le double "contrôle" du coefficient de marée et des conditions atmosphériques.

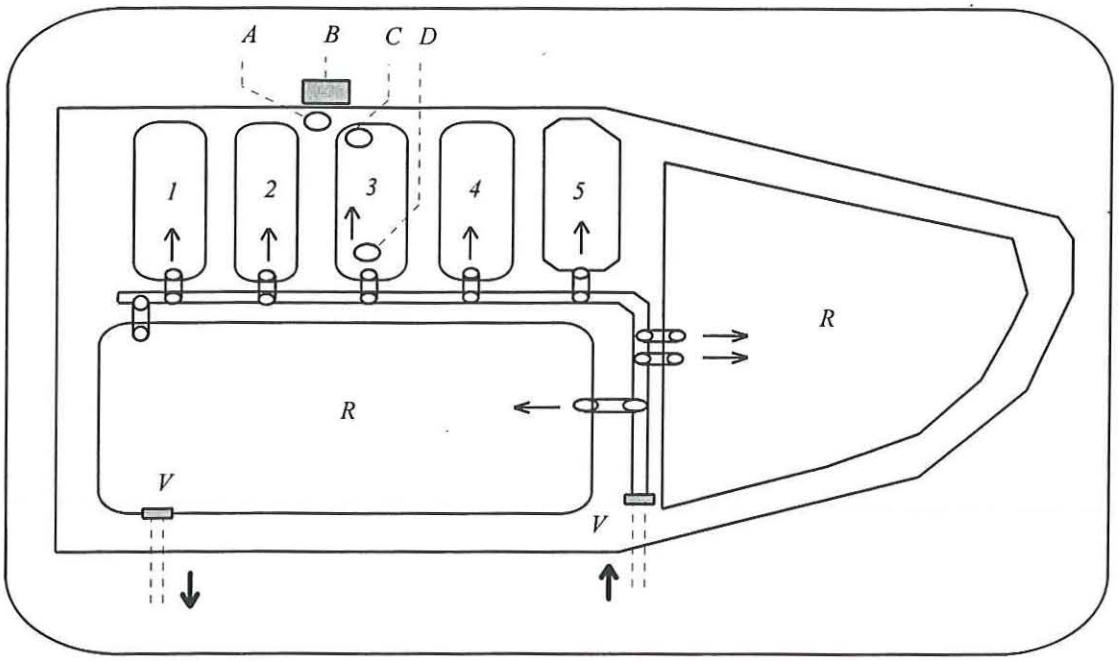


Figure 1 : Site des claires expérimentales (1-6). B : centre logistique ; A : station météo ; C : échosondeur ; D : sonde multiparamètres ; R : réserve ; V : vannes à cremaillère ("varaigne").

Un abri proche des claires renferme la centrale d'acquisition de données en continu (fig. 2). Elle est constituée d'un ensemble de micro-ordinateurs, d'interfaces et d'instruments de mesures qui permettent le suivi et l'enregistrement en continu de paramètres environnementaux dans l'eau et dans l'air. Une station météo enregistre la température, la pluviométrie, la force et la direction de vent avec un intervalle de temps de 5 mn.

2.2. Echantillonnage spatio-temporel de la colonne d'eau des claires ostréicoles

La stratégie d'échantillonnage considère différentes échelles de temps complémentaires afin d'estimer la variabilité de l'écosystème "claire". En plus des prélèvements bimensuels concernant les cycles de remplissage dûs à la marée, des cycles interjournaliers permettent de comparer l'évolution de la colonne d'eau entre des périodes de stabulation et d'alimentation en période de marées de vives eaux. Les cycles intrajournaliers, au pas de temps de 5 mn, permettent de suivre les rythmes nycthéméraux d'évolution des facteurs environnementaux.

Hormis l'étude des cycles inter et intrajournaliers, des mesures complémentaires sont réalisées en périodes de faible et de forte alimentation (avant le début de l'alimentation, et pendant la période de stabilisation du système). Des mesures sont réalisées également pendant des conditions environnementales "extrêmes" telles que de forts vents ou pluies qui modifient, par une remise en suspension ou par une modification de la salinité, la nature même de l'aliment disponible pour les huîtres dans la claire.

Des prélèvements discrets complémentaires sont effectués durant plusieurs périodes d'alimentation afin de couvrir une large gamme de turbidité et permettre la conversion des signaux de néphélométrie et de fluorescence en signaux de charges particulaires, de chlorophylle a et phéophytine.

2.2.1. Cycles de mesures par prélèvements discrets

La stratégie d'échantillonnage de la colonne d'eau consiste à effectuer de façon aléatoire des prélèvements discrets d'un volume de 5 litres au niveau du "bondon" où se remplit la claire et à l'extrême opposé de celui-ci (Nedhif, 1984). Les principaux paramètres environnementaux mesurés sont : salinité, température, oxygène, sels nutritifs (NH4, NO2, NO3, SIO3, PO4), matière organique

(MOP) et inorganique (MIP) particulaire ; protéines, lipides et glucides particulaires ; carbone et azote, chlorophylle a et phéopigments.

Parallèlement au test de la densité d'huîtres en élevage, ces prélevements sont réalisés successivement au moment du remplissage de la claire puis au préalable du remplissage suivant sur chaque claire ostréicole expérimentale. Cette fréquence correspond à un rythme bimensuel.

2.2.2. Acquisition en continu des paramètres environnementaux

La centrale d'acquisition des données en continu est composée d'une station météo, d'une sonde multiparamétrique ainsi que d'un équipement de mesure de la turbidité et de la fluorescence (fig. 2). L'équipement de relevé hydrobiologique est à poste fixe au niveau de la dérase de la claire 3. A l'"opposé" de la même claire se trouve un écho sondeur qui tient lieu de marégraphe.

Une sonde multiparamètres (modèle Grant/YSI 3800) dans la claire n°3 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 par le "bondon" avant dilution dans la claire. Par ailleurs, la fluorescence est mesurée au moyen d'un fluorimètre Jenway IC6800 à flux continu.

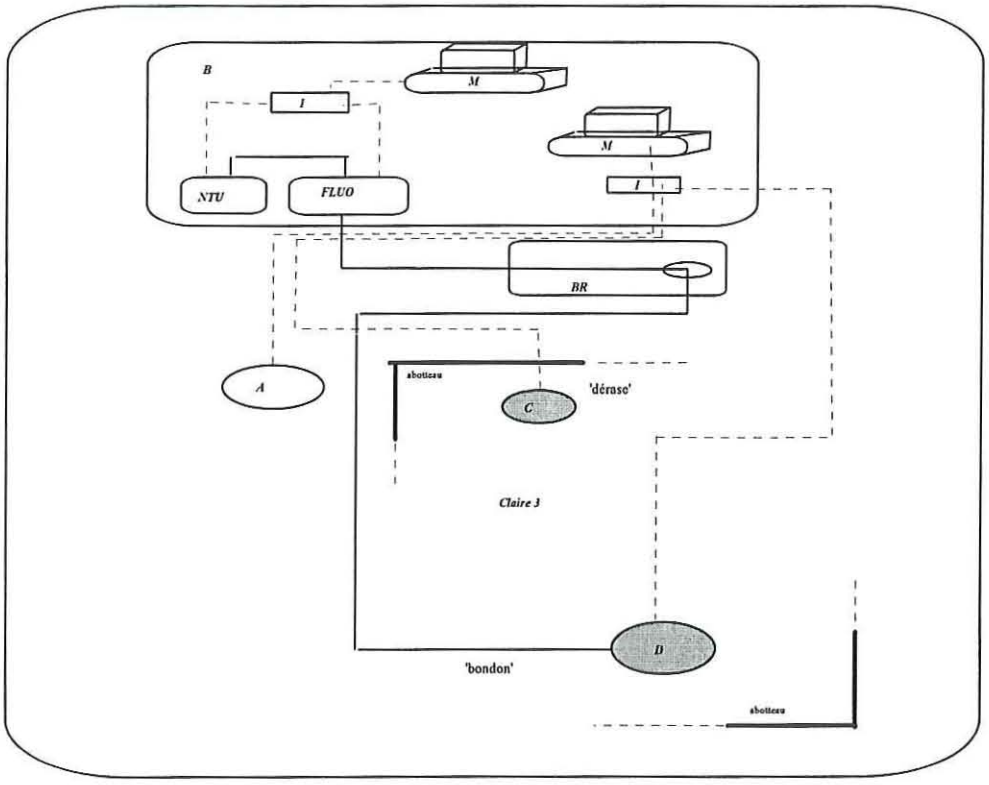


Figure 2 : Centrale d'acquisition de données. A : station météo ; C : échosondeur ; D : sonde multiparamètres ; M : micro-ordinateur ; I : interface ; NTU : néphélomètre ; FLUO : fluorimètre ; BR : bac de reprise.

2.2.3. Variabilité spatiale des paramètres hydrobiologiques

Cette étude a pour objectif principal de déterminer si la variabilité spatiale est à prendre en considération pour la gestion et la modélisation de la claire ostréicole. Les suivis en continu et l'échantillonnage de prélèvements discrets sont couplés pour analyser la variabilité spatiale de la colonne d'eau. Ces derniers sont établis sur la même stratégie que celle développée au cours des alternances "mortes eaux" - "vives eaux" du test de zootechnie. Les analyses de prélèvements discrets

réalisées concernent la matière organique particulaire (MOP), la matière particulaire totale (MPT) et le carbone-azote (CHN).

La variabilité spatiale au sein de la claire n°3 est étudiée à partir d'une sectorisation de celle-ci en 6 zones rectangulaires (1-6) d'égale surface au centre desquelles une pompe immergée permet des prélèvements d'eau en continu (fig. 3). Un cycle de rotation de la sonde pour l'ensemble des zones est d'environ 3 mn. Le pas de temps d'échantillonnage de la sonde est fixé à 2 secondes et la durée de mesure pour chaque zone est d'environ 15-20 secondes. L'émersion de la sonde entre chacune des zones est dictincte sur l'enregistrement des paramètres. Trois cycles de mesures successifs ont permis de vérifier l'effet négligeable du décalage de temps sur les mesures successives. Cette méthodologie permet de pallier à l'impossibilité de mesurer simultanément les 6 zones de la claire expérimentale. Parmi les paramètres enregistrés par la sonde, la turbidité présente un intérêt particulier puisque ce paramètre peut être directement corrélé à la disponibilité spatiale de la ressource trophique. La salinité est également prise en compte au niveau des résultats. Par ailleurs, ce système permet de mesurer l'hétérogénéité spatiale de la matière particulaire totale au cours d'épisodes climatiques "extrêmes" (e.g., vent fort) ou durant les périodes de remplissage du marais.

Des cycles de quelques heures au pas de prélèvement horaire sont réalisés dans des conditions météorologiques particulières. Ainsi le cycle du 9 décembre 1994 est un cycle de mesures par grand vent. Le cycle du 20 décembre est un cycle de mortes eaux et ceux du 4 janvier et du 1 février sont des cycles effectués en condition de vives eaux avant et pendant la période d'alimentation. Par ailleurs, la sonde permet d'étudier la distribution spatiale du matériel particulaire dans des conditions météorologiques perturbées extrêmes (e.g., 26 à 31 janvier 1995). Ces conditions entraînent une disponibilité en nourriture élévée.

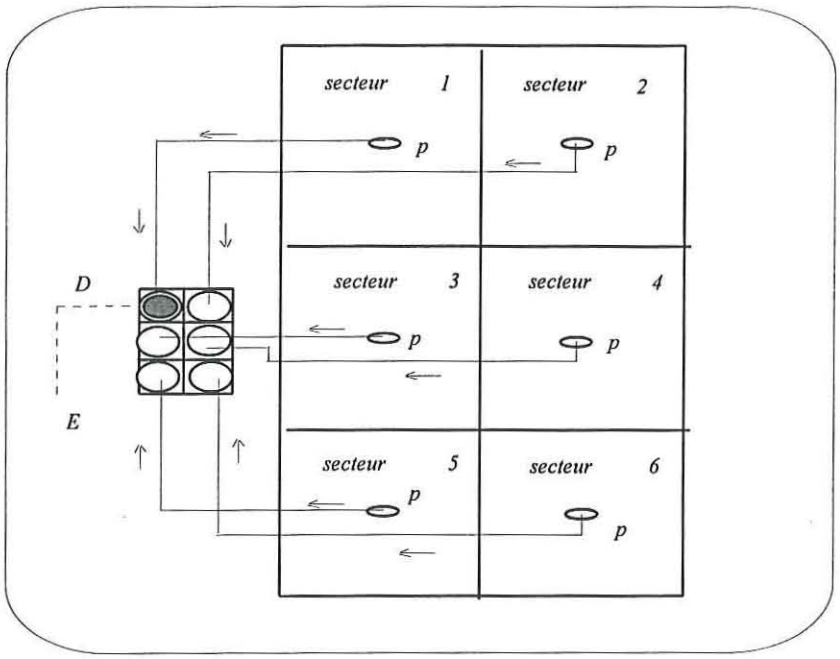


Figure 3 : Site d'étude de distribution spatiale. D : sonde multiparamètrique ; E : collecteurs ; p : pompe.

2.3. Echantillonnage de l'interface eau-sédiment

Comme pour l'échantillonnage hydrologique, des prélèvements de sédiment sont effectués au niveau du bondon et à l'opposé dans chacune des claires, en début de "maline" (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 cm² . 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, Chl.a, CHN et PLG). Les méthodes d'analyse sont identiques à celles présentées pour les analyses hydrologiques.

2.4. Effet de la densité d'huîtres en élevage sur la production

La **population initiale** d'huîtres provient d'un élevage réalisé par un professionnel sur le Banc ostréicole de Bourgeois (Marennes-Oléron). Les huîtres sont éparées à plat à des densités d'huîtres de 9,55, 7,50, 5,45 et 2,73 huîtres/m^2, respectivement pour les claires 1, 2, 3 et 5. La claire 4 est une claire témoin sans huîtres. Le poids moyen initial des huîtres est de 55 g (± 2 g). Suite au prélèvement initial, un échantillonnage aléatoire de 30 huîtres par claire est effectué le 4 octobre et 7 novembre 1994, ainsi que les 3 janvier et 8 février 1995. En fin d'expérimentation chaque claire est spatialement divisée en 6 secteurs équivalents. Un échantillonnage aléatoire de 30 huîtres est réalisé dans chacun des secteurs pour analyses biométriques et biochimiques.

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

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

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

Parmi les indices biométriques et de condition disponibles dans la littérature scientifique, deux sont recommandés par Bodoy et al. (1986) :

L'indice d'Imaï-Sakaï (1961) calculé selon la formule suivante :

$$IS = Epais / [(Long + Larg) / 2] \times 100$$

et l'indice de Lawrence et Scott (1982) :

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

Les **analyses biochimiques** sont effectuées sur la chaire sèche. Les sucres (glucides et glycogène) sont analysés par la méthode de Dubois *et al.* (1956), les protéines par la méthode de Lowry *et al.* (1951) après extraction (Bligh et Dyer, 1959). Les lipides sont analysés par la méthode de Marsh et Weinsten (1966).

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 moyens appliqués sur chaque composant biochimique (Brody, 1945).

2.5. Relation huître-milieu

Les **descripteurs biologiques de croissance :** le gain de poids sec journalier (GPSJ) et le gain de poids total journalier (GPTJ) sont calculés entre les 4 dates d'échantillonnage du 4 oct. 94, 7 nov 94, 3 jan 95 et 8 fév 95, soit sur trois périodes respectives (A, B et C) de 33, 56 et 35 jours.

Afin de traiter la relation huîtres-milieu, une analyse multivariable en composantes principales est réalisée.

La formulation générale du calcul du **potentiel de croissance** (PC) est la suivante :

$$PC = A - R$$

où A correspond à la quantité d'énergie assimilée et R, l'énergie utilisée par le catabolisme respiratoire par unité de temps (Lucas, 1982).

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).

3. RESULTATS

3.1. Evaluation de la capacité trophique des claires

3.1.1. Evolution des paramètres hydrobiologiques

3.1.1.1 Les facteurs trophiques : chla, phéo, carbone, PLG et mop.

Les échantillonnages ont été réalisés les 12/10, 20/10, 7/11, 8/12, 3/01 et le 23/01 pour les prélèvements de fin de marée de vives eaux, et le 2/11, 15/11, 20/12, 16/01 et 30/01 pour les échantillonnages en fin de périodes de mortes eaux (sans alimentation de la claire).

L'évolution des différents descripteurs de la matière organique sur l'ensemble des claires en fonction de la période d'échantillonnage est présentée sur la figure 4. Aucun effet "claire" n'affecte significativement les paramètres environnementaux mesurés (tableau 1). Les mesures d'octobre 1994 présentent des valeurs significativement supérieures à celles des prélèvements suivants (fig. 4 A, B, C et D). Les PLG varient de 0,3 à 0,6 mg/l et le carbone entre 0,5 et 1,4 mg/l de novembre à janvier. Les résultats concernant la matière organique particulaire (MOP) présentent une variabilité supérieure à celle des autres descripteurs (fig. 4A). Les concentrations en (chla + phéo) chutent de 9 µg/l à mi-octobre à 4,5 µg/l en novembre-décembre et à 1,5 µg/l en janvier. Au cours de ces trois périodes, la température moyenne est respectivement de 17-18 °C, 12,2°C et 7,9°C.

Les deux refroidissements entre le 20 déc. (échant. 7) et le 3 janv. (échant. 8) marquent la rupture entre les 2 plateaux (fig. 4D). Ainsi la chute de la concentration en phytoplancton au cours de la période d'affinage semble être associée à la chute de température au cours de l'automne.

Le rapport C/N présente une différence significative entre les marées de vives eaux et les marées de mortes eaux (fig. 5). La valeur moyenne supérieure à 10 pour les vives eaux, et inférieure à 8 pour les mortes eaux, reflète l'apport de matières organiques détritiques lors des renouvellements de l'eau des claires en marées de vives eaux.

Tableau 1 : Analyse de la variance des principaux descripteurs caractérisant la matière organique disponible dans la colonne d'eau. "Date" : date d'échantillonnage ; "lieu" : "dérase" ou "opposé".

	source de la variance	carré des écarts	degré de liberté	moyenne au carré	test de Fisher	significativité du test
POM	date	281,49	10	28,14	41,06	0,000
	claire	4,00	4	1,00	1,46	0,221
	lieu	2,24	1	2,24	3,28	0,073
	residus	64,43	94	0,68		
	total	352,17	109			
PLG	date	9,43	10	0,94	15,32	0,000
	claire	0,27	4	0,67	1,10	0,36
	lieu	0,53	1	0,53	8,59	0,004
	residus	5,79	94	0,062		
	total	16,01	109			
Carbone	date	25,49	10	2,59	11,54	0,000
	claire	0,57	4	0,14	0,65	0,63
	lieu	1,73	1	1,73	7,85	0,006
	residus	20,74	94	0,22		
	total	48,53	109			
Chla+phéo	date	390,94	10	39,09	20,26	0,000
	claire	7,84	4	1,96	1,01	0,40
	lieu	4,37	1	4,38	2,27	0,13
	residus	171,7	89	1,93		
	total	568,32	104			

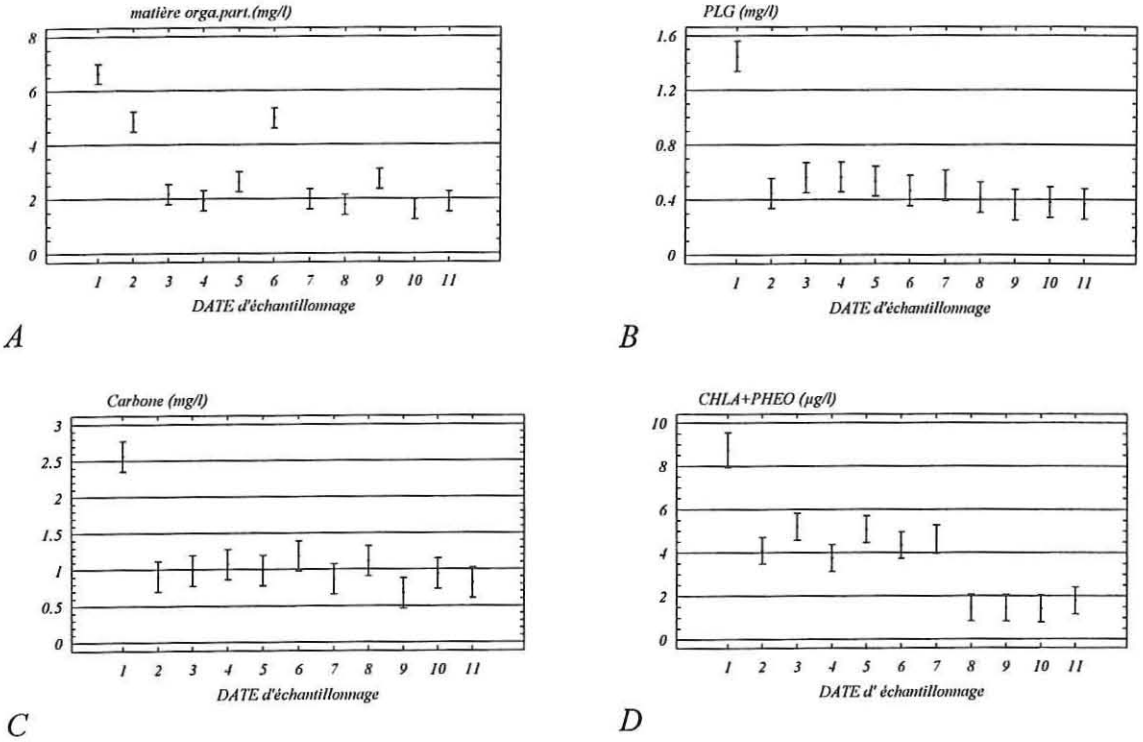


Figure 4 : Résultats de l'analyse de variance des descripteurs hydrobiologiques en fonction du temps. A : matière organique particulaire déterminée par la perte au feu ; B : protéines lipides et glucides ; C : carbone organique ; D : chlorophylle a et des phéphytines.

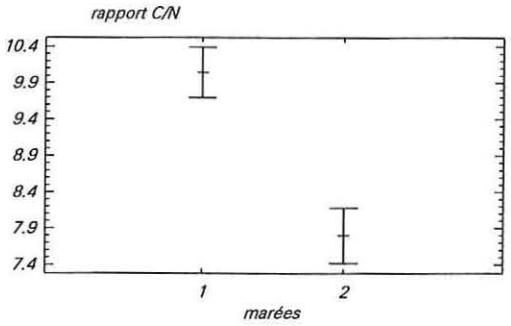


Figure 5 : Rapport C/N entre entre les prélèvements discrets en marées de vives eaux (1), et ceux en marées de mortes eaux (2).

Les principaux résultats concernant les descripteurs hydrobiologiques et physico-chimiques sont analysés par la matrice de corrélation (tableau 2). Aucun effet claire n'est mis en évidence quelque soit le descripteur pris en compte. L'appauvrissement trophique progressif de la colonne d'eau est marqué par les corrélations négatives entre le descripteur "date" et l'ensemble des descripteurs de la matière organique (Chla, phéo, PLG, C et N). Les résultats des différents modes de mesure de la matière organique montrent une corrélation significative de 0,69 entre les PLG et le carbone par opposition à l'absence de corrélation entre le PLG et la MOP (0,29) (tableau 2). La matière particulaire totale, la matière organique déterminée par la perte au feu ainsi que la mesure de carbone sont corrélées au descripteur "marée" (mortes eaux ou vives eaux). Par contre aucune corrélation n'est notée entre les descripteurs (Chla + P), PLG et l'azote et le paramètre 'marée'. Le renouvellement en eaux durant les marées de vives eaux correspond donc à un enrichissement en matière organique d'origine détritique et non pas d'origine phytoplanctonique vivant. Les coefficients de corrélation de 0,74 et 0,73 entre (chla-phéo) et PLG ou l'azote montrent qu'ils caractérisent un type de matière organique. Les résultats du rapport C/N montrant une variabilité avec la qualité organique sont cohérents avec ceux de la littérature où le rapport C/N de la matière organique varie de 5-7 à 10-20 respectivement selon l'origine phytoplanctonique ou détritique.

Tableau 2 : Matrice de corrélation des descripteurs hydrobiologiques des claires ostréicoles ; date : **date** d'échantillonnage ; **claire** (1 - 5) ; **lieu** (dérase ou opposé) ; **marée** (mortes eaux ou vives eaux) ; **chla+p** : chlorophylle a + phéophytine (µg/l) ; **pom** : matière organique particulaire (mg/l) ; **pim** : matière inorganique particulaire (mg/l) ; **tpm** : matière particulaire totale (mg/l) ; **oxy** : concentration en oxygène ; **sal** : salinité ; **NH4+** : ammoniaque ; **PLG** : somme des protéines lipides et glucides (mg/l) ; **carb** : teneur en carbone (mg/l) ; **azote** : teneur en azote (mg/l).

	date	claire	lieu	marée	chla+p	pom	tpm	oxy	sal	nh4+	PLG	carb	azote
date		NS	NS	*	***	***	NS	***	***	NS	***	***	***
claire			NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
lieu				NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
marée	0.21				NS	**	***	NS	***	NS	NS	***	NS
chla+p	- 0,67					***	NS	***	NS	NS	***	***	***
pom	- 0,48			- 0,31	0,38		NS	NS	***	NS	**	***	*
tpm				- 0,57				NS	**	NS	NS	***	NS
oxy	0,48				- 0,38				*	NS	**	*	**
sal	- 0,46			- 0,68		0,54	0,29	- 0,23		NS	NS	***	NS
nh4+											NS	NS	NS
PLG	- 0,56				0,74	0,29		- 0,26				***	***
carb	- 0,35			- 0,44	0,53	0,36	0,54	- 0,25	0,40		0,69		***
azote	- 0,51				0,73	0,25		- 0,27			0,70	0,59	

3.1.1.2. Les sels nutritifs

Les teneurs en sels nutritifs sont comparées à l'aide d'analyse de variance multifactorielle. Les différents facteurs sont : les claires (*"claire"*) ; la date d'échantillonnage (*"date"*) et le "type" d'échantillonnage (en marée de vives eaux ou en marée de mortes eaux) (*"marée"*). Le tableau 3 montre comment les teneurs en ammoniaque varient en fonction des trois facteurs : marée, date et claires. Nitrates et silicates sont sensibles à la date d'échantillonnage et les phosphates montrent une différence significative entre les claires. Les claires sont significativement plus riches en ammoniaque en période de mortes eaux, mais plus pauvres en nitrates (fig. 6 et 7).

Tableau 3 : Analyse de la variance des sels minéraux essentiels de la colonne d'eau pour les différentes claires expérimentales, au cours des échantillonnages aux différentes "marées" (échantillonnages de vives eaux ou échantillonnages de mortes eaux). * : différence significative au seuil de 5% ; ** : différence significative au seuil de 1 % ; *** : différence significative au seuil de 1 %o ; NS : différence non significative.

	NH4		NO3		SIO2		PO4	
marée	0,000	***	0,04	*	0,85	NS	0,09	NS
date	0,000	***	0,000	***	0,004	**	0,47	NS
claire	0,000	***	0,82	NS	0,24	NS	0,003	*

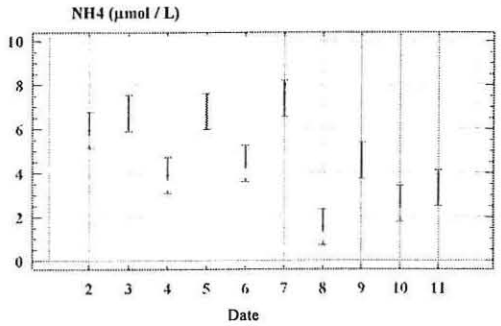


Figure 6 : Concentration d'azote amoniacal dans la colonne d'eau (pointillé : vives eaux ; trait plein : mortes eaux).

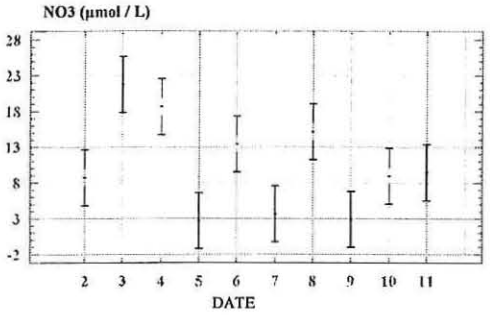


Figure 7 : Concentration de nitrates dans la colonne d'eau (pointillé : vives eaux ; trait plein : mortes eaux).

On constate un appauvrissement de l'eau en azote ammoniacal au cours du temps, probablement dû au refroidissement de l'eau qui entraîne une baisse de l'activité des huîtres (excrétion). Une différence significative apparaît également entre les échantillonnages en marée de vives eaux et ceux en mortes eaux (fig. 6 ; tableau 3).

Les nitrates chutent également de 20 à 10 µmol/L entre le mois d'octobre et le mois de janvier (fig. 7). Les concentrations d'ammoniaque en moyenne de 3,6 µmol/L en marée de vives eaux, atteignent 5,6 µmol/L lors des échantillonnages de marées de mortes eaux (fig. 8) du fait des produits d'excrétion des huîtres. La situation est inversée avec les concentrations en nitrates qui représentent le dernier niveau d'oxydation de l'azote ammoniacal. A l'inverse de ce dernier, les nitrates sont plus concentrés dans l'eau des claires durant les échantillonnages de vives eaux (fig. 9). Les valeurs atteintes sont d'environ 8 µmol/L en mortes eaux et de 12 µmol/L en vives eaux. Cette différence est expliquée par une entrée de nitrates durant les alimentations en périodes de vives eaux.

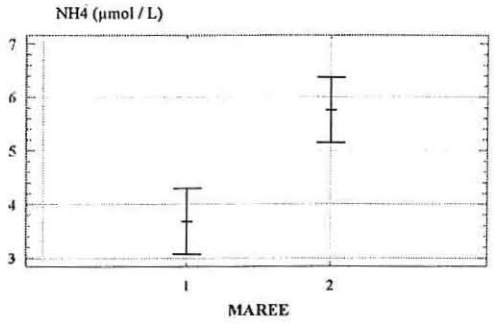


Figure 8 : Concentration en amoniaque en marée de vives eaux (1) et en marée de mortes eaux (2).

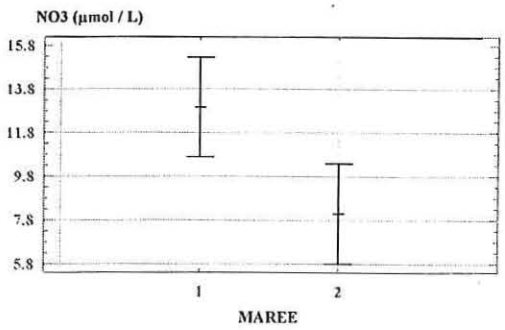


Figure 9 : Concentration en nitrates en marée de vives eaux (1) et en marée de mortes eaux (2).

Les silicates peuvent atteindre des concentrations de 30 µmol/L avec des différences sensibles selon les dates d'échantillonnage, mais sans différence entre les claires (fig. 10).

Les phosphates sont en concentration inférieure, de l'ordre de 0,5 µmol/L (fig. 11), exception faite de la claire 1 pour laquelle la valeur est systématiquement plus forte. La valeur moyenne enregistrée est environ 3 fois plus forte que pour les autres claires (fig. 11). Cette différence pourrait être expliquée par la situation géographique un peu particulière de cette claire qui supporterait les conséquences d'un lessivage des sols à proximité (fig. 1).

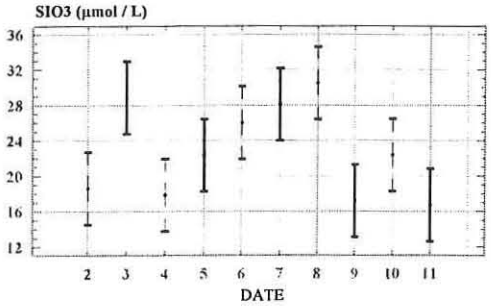


Figure 10 : Concentration de silicates dans la colonne d'eau (pointillé : vives eaux ; trait plein : mortes eaux).

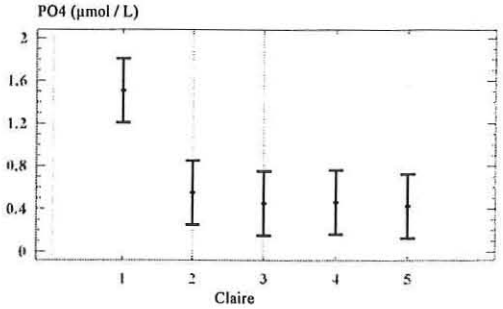


Figure 11 : Concentration de phosphates dans la colonne d'eau.

3.1.2. Evolution des paramètres à l'interface eau-sédiment

Les figures 12-14 présentent l'évolution des paramètres trophiques importants entre le mois d'octobre 1994 et le mois de février 1995, date de fin d'expérimentation. On note une augmentation sensible du carbone de 70 à 120 g/m² qui peut traduire une accumulation de la matière détritique sur le fond des claires ; Les PLG, caractéristiques des ressources trophiques, évoluent plus faiblement, de 20 à 40 g/m². Les chlorophylles se concentrent également sur le fond des claires avec des valeurs atteignant 250 mg/m². Dans tous les cas, la ressource disponible au fond des claires correspond à une biomasse organique potentielle substantielle. Seule l'analyse de la variance de la chlorophylle montre une différence significative entre les différents échantillonnages (tableau 4 ; fig. 14).

La matière organique particulaire (MOP) semble croître entre les différentes claires, de la claire 1 à 200 g/m² à la claire 5 à 260 g/m². L'accumulation de MOP est d'autant plus sensible de la claire 1 à la claire 5 (fig. 15) quand elle n'apparaît pas pour le carbone. Cette différence pourrait s'expliquer par l'hydrodynamisme des claires ou par une différence dans l'intensité de biodéposition. Le courant d'entrée en période d'alimentation apporterait plus de matériel particulaire à la claire 5 et moins dans la

claire 1 (fig. 1). Le "biais de Dankers" (Dankers et Laane, 1983) surestime d'autant plus la matière organique d'origine particulaire que la matière particulaire est riche en silt. Il se manifesterait donc plus pour les claires 3, 4 et 5.

Le carbone se trouve plus concentré à la surface du sédiment en fin de période de mortes eaux (fig. 16). Au cours de la période de vives eaux, l'hydrodynamisme associé aux alimentations remettrait en suspension de l'ordre de 20 % du carbone organique.

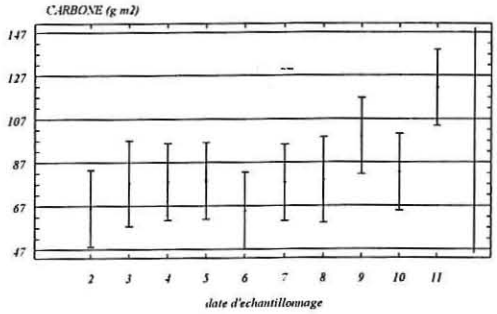


Figure 12 : Evolution du carbone (g/m²) dans les claires ostréicoles.

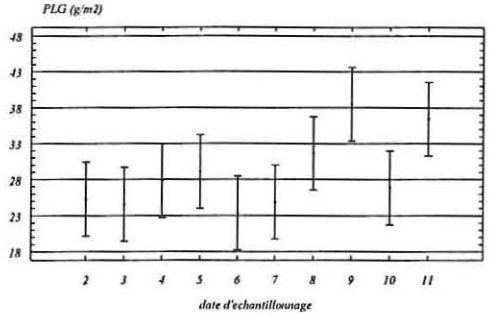


Figure 13 : Evolution des PLG (g/m²) dans les claires ostréicoles.

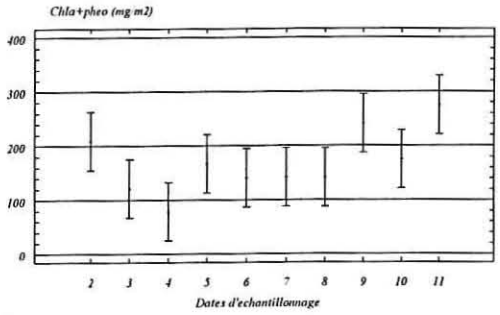


Figure 14 : Evolution de la chlorophylle a et phéophytine (mg/m²) dans les claires ostréicoles.

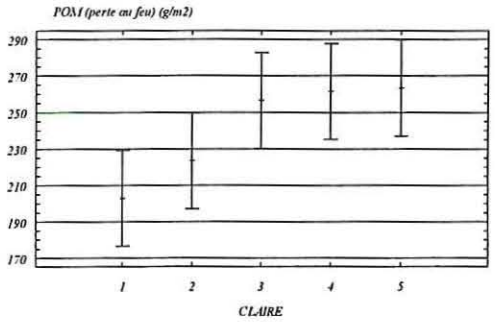


Figure 15 : Matière organique totale déterminée par la perte au feu (g/m²)

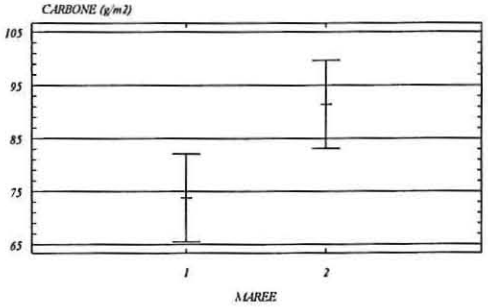


Figure 16 : Carbone totale (g/m²) sur le fond des claires. 1 : marées de vives eaux ; 2 : marées de mortes eaux.

Tableau 4 : Analyse de la variance, des descripteurs carbone, PLG, Chla+phéo aux différentes dates d'échantillonnage; de POM pour les différentes claires, et du Carbone entre les 2 types de marées (vives eaux et mortes eaux)

Descripteurs	source de variabilité	carré des écarts	degré de liberté	moyenne au carré	test de Fisher	significativité du test
Carbone	inter date	12345,8	9	1371,7	1,81	0,098
	intra date	28823,1	38	758,5		
	total	41168,9	47			
PLG	inter date	1199,3	9	133,2	2,08	0,055
	intra date	2564,0	40	64,1		
	total	3763,4	49			
Chla+Phéo	inter date	154363,5	9	17151,5	2,41	0,027
	intra date	284339,2	40	7108,5		
	total	438702,7	49			
POM	inter claire	29220,1	4	7305,0	2,14	0,091
	intra claire	153295,8	45	3406,6		
	total	182516,0	49			
Carbone	inter marée	3713,2	1	3713,2	4,56	0,038
	intra marée	37455,7	46	814,3		
	total	41168,9	47			

Des corrélations positives (tableau 5) apparaîssent entre les différents descripteurs de la matière organique. Ainsi, la relation entre carbone et azote réapparaît avec un coefficient de corrélation de 0,87. La chlorophylle a - phéophytine et PLG sont à nouveau étroitement corrélés (r = 0,59). Un accroissement des teneurs en matière organique au niveau de l'interface eau-sédiment des claires est noté entre le premier échantillonnage du 20 octobre et la fin d'expérimentation (30/01/95) (fig. 12-14).

Si aucun effet "claire" n'a été mis en évidence lors des analyses hydrobiologiques, on note toutefois un effet sur la matière organique déterminée par la perte au feu (MOP) (fig. 15). On note par ailleurs un appauvrissement en matière organique d'origine détritique dans les claires 1 et 2, où se trouvent les plus fortes charges en huîtres (9,55 et 7,50 huîtres m^{-2}). Toutefois cet effet n'a pu être confirmé au moyen du descripteur "carbone".

Tableau 5 : Matrice de corrélation des descripteurs sédimentologiques des claires ostréicoles ; **date** : **date** d'échantillonnage ; **claire** (1 - 5) ; marée : mortes eaux ou vives eaux ; chla+p : chlorophylle a + phéophytine (mg/m²) ; mop : matière organique particulaire (g/m²) ; PLG : somme des protéines lipides et glucides (g/m²) ; carb : teneur en carbone (g/m²) ; azote : teneur en azote (g/m²).

	date	**claire**	**marée**	**chla+p**	**mop**	**PLG**	**carb**	**azote**
date		NS	NS	*	NS	*	**	NS
claire			NS	NS	*	NS	NS	NS
marée				NS	NS	NS	*	NS
chla+p	0,31				NS	***	NS	NS
mop		0,32				NS	***	**
PLG	0,34			0,59			*	**
carb	0,40		0,30		0,38	0,36		***
azote					0,38	0,43	0,87	

3.1.3. Ressources trophiques des claires

Les rapports des différents estimateurs de la matière organique entre la vase et la colonne d'eau permettent de comparer ces 2 milieux. Pour la matière organique déterminée par la perte au feu comme pour le carbone, les rapports varient entre 200 et 500 (fig. 17 et 18). Pour l'azote, les PLG, la chlorophylle a et les phéophytines, plutôt descripteurs de la matière organique vivante, ce rapport se situe autour de valeurs plus faibles de 100 à 250 (fig. 19-21).

Deux périodes distinctes apparaîssent sur ces différentes figures. Elles confirment la sédimentation de la chlorophylle a de la colonne d'eau vers la vase, ou/et la disparition du phytoplancton vivant dans la colonne d'eau.

Ces rapports ramenés à la colonne d'eau par unité de surface de fond résultent en fait de deux dynamismes dont les pas de temps diffèrent ; le premier est lié aux cycles des marées, à l'enrichissement en période d'alimentation, et à l'utilisation par les huîtres d'une part du matériel organique. Le deuxième concerne la dynamique de reminéralisation de ce matériel mis en oeuvre par les processus bactériens.

Toutefois, l'accumulation de matière organique à l'interface eau sédiment au cours de la période d'affinage représente une matière organique vivante et détritique importante mais peu disponible pour les huîtres (fig. 12-15). L'étude de la remise en suspension de cette interface eau-sédiment sous l'effet dynamique du vent ou en période d'alimentation devrait permettre de préciser cette disponibilité.

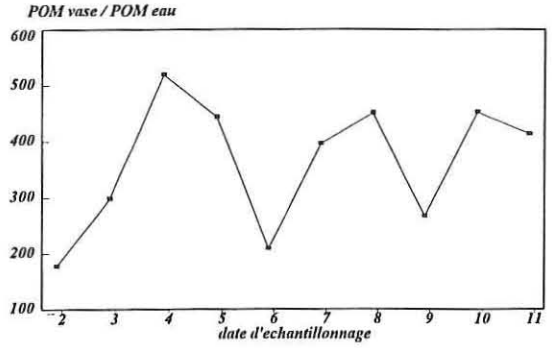


Figure 17 : Capacité trophique mesurée par la perte au feu. Comparaison eau-sédiment.

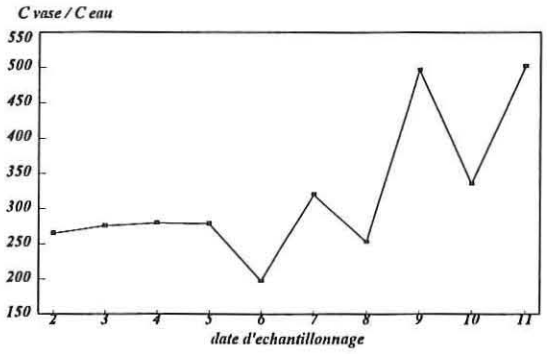


Figure 18 : Capacité trophique mesurée par le carbone. Comparaison eau-sédiment.

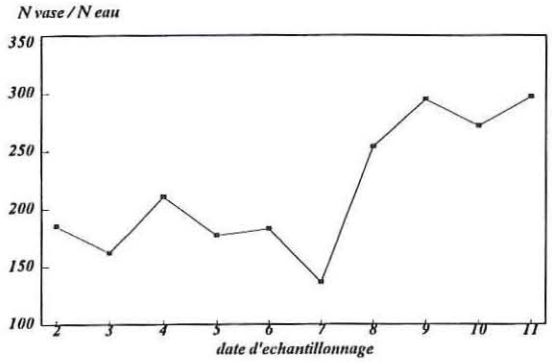


Figure 19 : Capacité trophique mesurée par l'azote. Comparaison eau-sédiment.

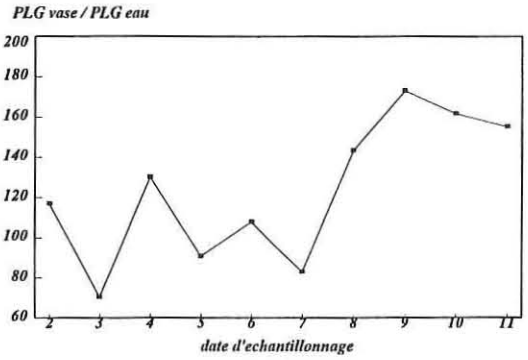


Figure 20 : Capacité trophique mesurée par la somme des lipides protéines et glucides (PLG). Comparaison eau-sédiment.

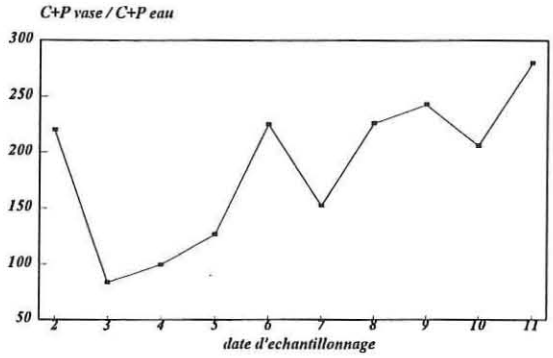


Figure 21 : Capacité trophique mesurée par la chlorophylle a et les phéophytines. Comparaison eau-sédiment.

Les figures 22-25 présentent les indices de qualité de la matière organique. Le rapport MOP/C, généralement proche de 2 (Dankers et Laane, 1983) présente une variabilitié marquée les 4-5, 12 oct, 8 déc. et 16 janvier. Cette modification de l'environnement résulte de périodes de vent forts avec remise en suspension de la vase argileuse. L'écart observé entre le rapport C/N de 13-14 et de 8-10 respectivement pour la vase et la colonne d'eau, résulte de la dégradation de la matière organique au niveau du sol (fig. 23).

Le rapport (C+N) / PLG est relativement stable pour la colonne d'eau (2,3/1) comme pour le sédiment (3,0/1) (fig. 24). Le pourcentage de matière carbonée d'origine phytoplanctonique est de 10 % à l'interface eau-sédiment et de 20 % dans la colonne d'eau jusqu'à la période de refroidissement de fin d'année (échantillonnage 7-8) où ce dernier décroît jusqu'à 10 % (fig. 25).

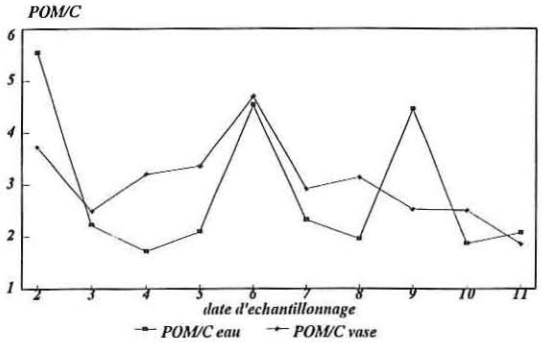


Figure 22 : Comparaison des différents estimateurs de la matière organique entre l'eau et le sédiment. Le rapport MOP/C.

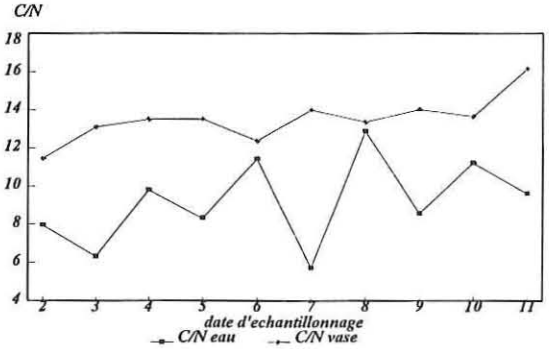


Figure 23 : Comparaison des différents estimateurs de la matière organique entre l'eau et le sédiment. Le rapport C/N.

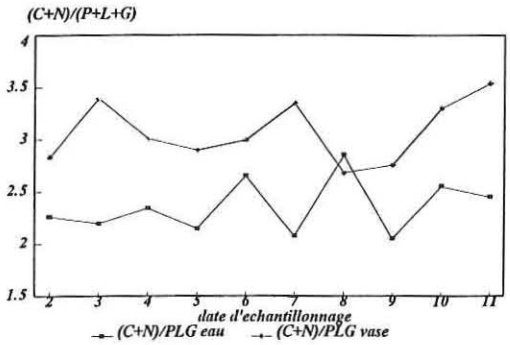


Figure 24 : Comparaison des différents estimateurs de la matière organique entre l'eau et le sédiment. Le rapport (C+N) / PLG.

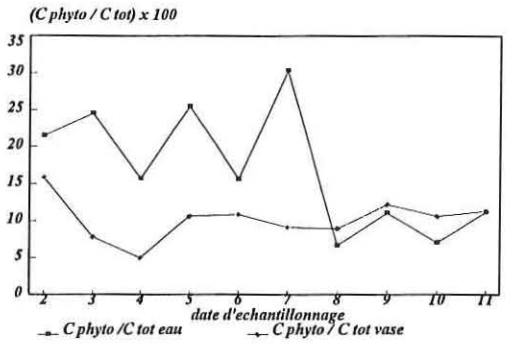


Figure 25 : Qualité de la matière organique de l'eau et le sédiment. Le rapport (C+N) / PLG.

3.2 Etude du mésocosme "claires ostréicoles"

3.2.1. Hydraulique des claires

La figure 26 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 dans la claire n°3. 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 on considère que la dilution n'est affectée par aucun mécanisme environnemental majeur, 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 27 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 %.

En ostréiculture traditionnelle, l'alimentation de la claire est associée à un coefficient de marée selon sa position géographique sur le littoral. Dans une optique de modélisation de cet écosystème, une des variables essentielles correspond au taux de renouvellement effectif dans la claire. Cette variable dépend du marnage vrai, de la pression atmosphérique, de la force et orientation du vent, et de l'infrastructure hydraulique d'alimentation de la claire. Cette variable n'est donc pas corrélée au seul coefficient de marée.

3.2.2. Variabilité temporelle des paramètres hydrobiologiques

3.2.2.1. Echelle saisonnière.

Différents cycles apparaissent à partir des observations de l'ensemble des paramètres environnementaux. La première source de variabilité a comme origine le cycle lunaire qui marque le rythme des marées et donc l'alimentation des claires. Le deuxième cycle est un cycle nychtéméral observé sur de nombreux paramètres biotiques et abiotiques. A titre d'exemple, la figure 28 présente les fluctuations de fluorescence entre une marée de vives eaux et une marée de mortes eaux. Le premier rythme, nycthéméral, fait apparaître les variations jour-nuit des populations phytoplanctoniques. Le deuxième montre comment, au cours de la marée de vives eaux, le milieu s'enrichit progressivement en phytoplancton, puis comment sur la deuxième partie du cycle, en marée de mortes eaux, le milieu s'épuise progressivement sous l'effet principal de la filtration des huîtres et/ou de la sédimentation du phytoplancton.

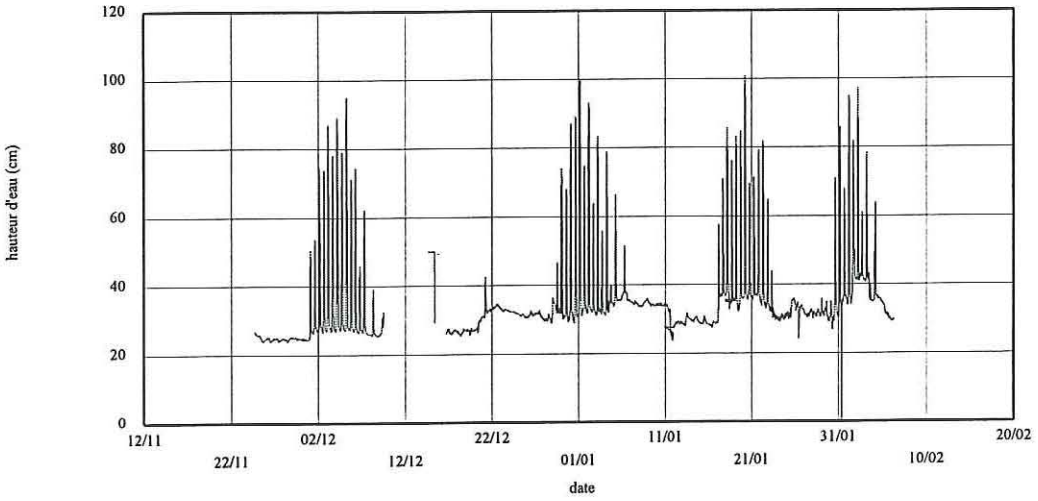


Figure 26 : Périodes de renouvellement en eau des claires ostreicoles.

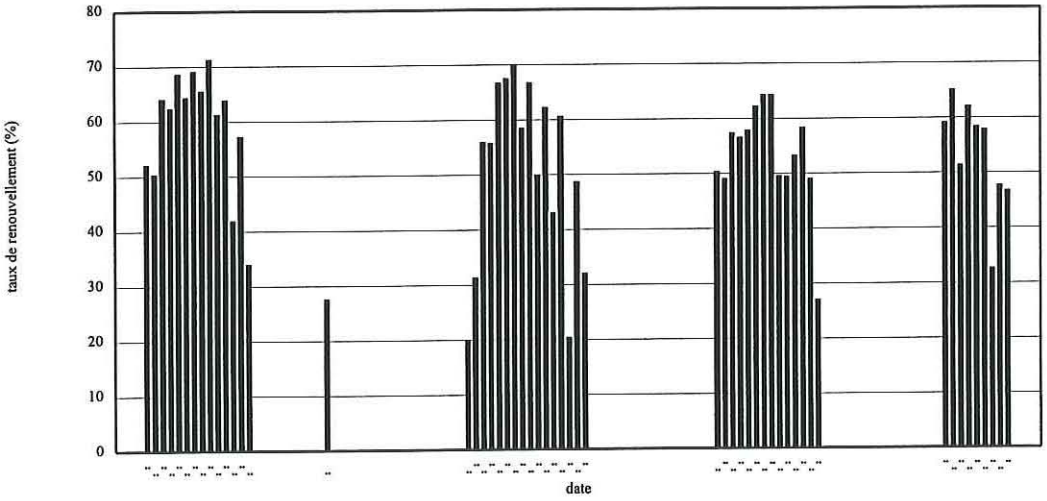


Figure 27 : Taux de renouvellement de l'eau de mer dans les claires ostréicoles.

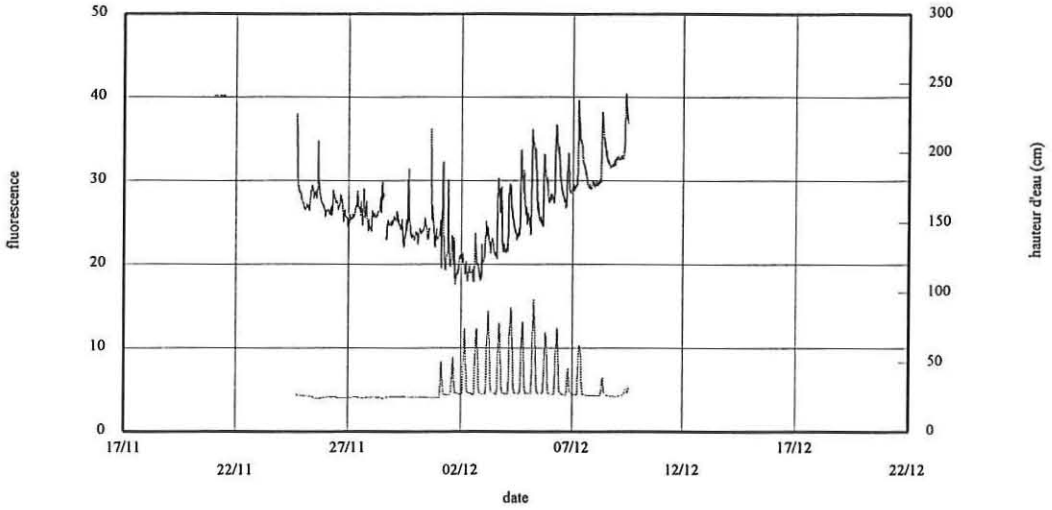


Figure 28 : Appauvrissement de la claire en période de mortes eaux (gauche) et enrichissement en vives eaux (droite). (Hauteur d'eau : courbe du bas).

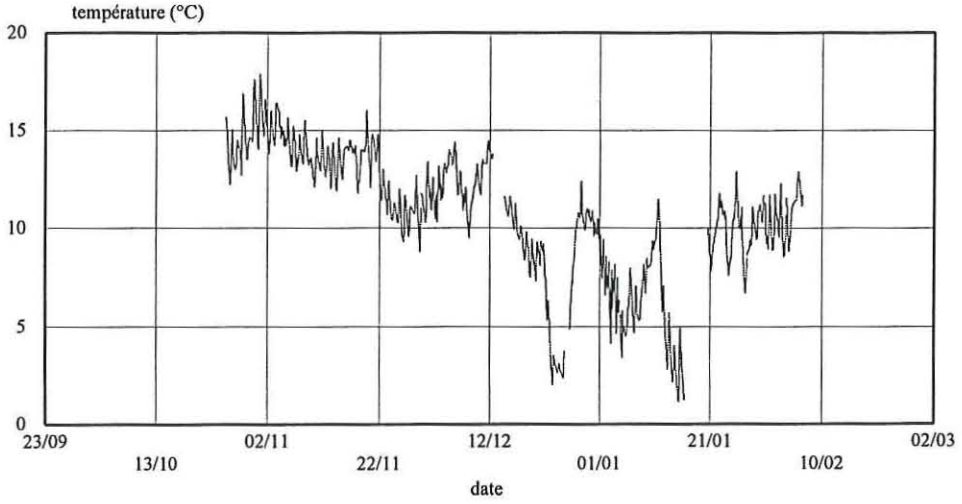


Figure 29 : Température de l'eau.

La température de l'eau dans ces claires de faible profondeur est étroitement liée à la température de l'air, sauf en période de vives eaux où l'alimentation en eau des claires pondère cet effet (fig. 29 et 30). La salinité fluctue entre 34 ‰ et 23 ‰ (fig. 31). A cette période de l'année, elle est sous le double contrôle de la pluviométrie et de la salinité de l'eau de mer (fig. 32). Malgré des épisodes pluvieux importants, la salinité reste sous le contrôle essentiel du renouvellement en eau de mer en période d'alimentation de la claire (fig. 32). Entre le début décembre et le 12 décembre, la salinité passe ainsi de 27 à 30 ‰. Par la suite, elle décroît de 24 à 29 ‰ fin décembre lors des trois premières marées de remplissage du marais. En absence de renouvellement d'eau, le niveau de salinité reste sous la dépendance principale de la pluviométrie locale. Ainsi, en deux jours de fortes pluies le 18 et 19 décembre, la salinité décroît de 27 à 23 ‰, soit une brusque variation de 4 ‰ de salinité.

L'oxygène varie entre 6 et 12 mg/l selon les périodes (fig. 33), et le pH varie entre 8,0 et 8,5 (fig. 34).

Les ressources trophiques de l'écosystème claire sont estimées à partir des enregistrements du fluorimètre et du néphélomètre dont les signaux sont présentés sur les figures 35 et 36. Les périodes de fortes turbidité observées sur la figure 35 sont corrélées significativement avec les périodes de remplissage du marais (fig. 26) et l'enrichissement trophique de la claire. La figure 28, du 25/11 au 10/12 visualise, au-delà des cycles journaliers de variation de la fluorescence, l'appauvrissement des ressources trophiques durant la période de mortes eaux. Seul le remplissage de la claire consécutif permet un enrichissement de la colonne d'eau. La température durant cette période est comprise entre 10 et 14 °C.

3.2.2.2. Echelle journalière.

Les rythmes journaliers sont significativement marqués en ce qui concerne les variables ou les paramètres associés au cycle jour-nuit comme la fluorescence, sous influence nycthémérale. Des paramètres associés à la photosynthèse, comme la teneur en oxygène et le pH, présentent une fluctuation journalière marquée. L'oxygène et le pH sont associés (par l'intermédiaire du CO_2) dans l'équilibre acido-basique suivant :

$$CO_2(gaz) \text{<---> } CO_2 \text{ (dissous) <---> } H_2CO_3$$

La figure 37 montre l'effet en période d'alimentation des claires du renouvellement d'eau chargée en phytoplancton qui entraîne, en journée, une production d'oxygène et une élévation moyenne d'oxygène de 2 mg l^{-1}. Le cycle de marée nocturne enrichit également la claire en phytoplancton. Toutefois, en absence de photosynthèse et en présence des huîtres, la demande en oxygène s'accroît durant la nuit, et l'oxygène chute d'environ 1 mg l^{-1} durant la nuit. Les figures 37 et 38 illustrent l'équilibre acido-basique décrit ci-dessus. Les cycles nycthéméraux de l'oxygène sont directement corrélés aux cycles du pH dont l'amplitude de variation quotidienne n'est que de 0,1 unité.

3.2.3. Variabilité spatiale des paramètres hydrobiologiques

Les premiers suivis ont été réalisés au cours de la dernière semaine du mois de janvier, au cours de périodes de mortes eaux, par vent fort, puis par temps calme. Une série de mesures a par ailleurs été réalisée en période de vives eaux, à différentes étapes du remplissage de la claire, mais uniquement dans des conditions de temps calme. Le processus de sédimentation de la matière particulaire est le phénomène majeur enregistré dans cette condition. En période de mortes eaux, l'intensité du vent montre un effet significatif sur la remise en suspension avec des valeurs de NTU de l'ordre de 5 à 10 NTU et 22-30 pour des conditions respectives d'absence puis de vent fort (fig. 39 et 40). Si la répartition spatiale de la matière particulaire semble homogène en absence de vent (Δ2-3 NTU), des écarts de l'ordre de 10 NTU sont observés entre les zones en période de vents forts (fig. 39 et 40). Par ailleurs, l'hétérogénéité spatiale du NTU tend à s'accroître selon un gradient négatif situé dans l'axe du vent dominant, soit dans une direction nord-nord-ouest des claires, entrainant une plus forte concentration de matière particulaire dans la zone située "au vent" de la claire (secteurs 1, 3 et 5).

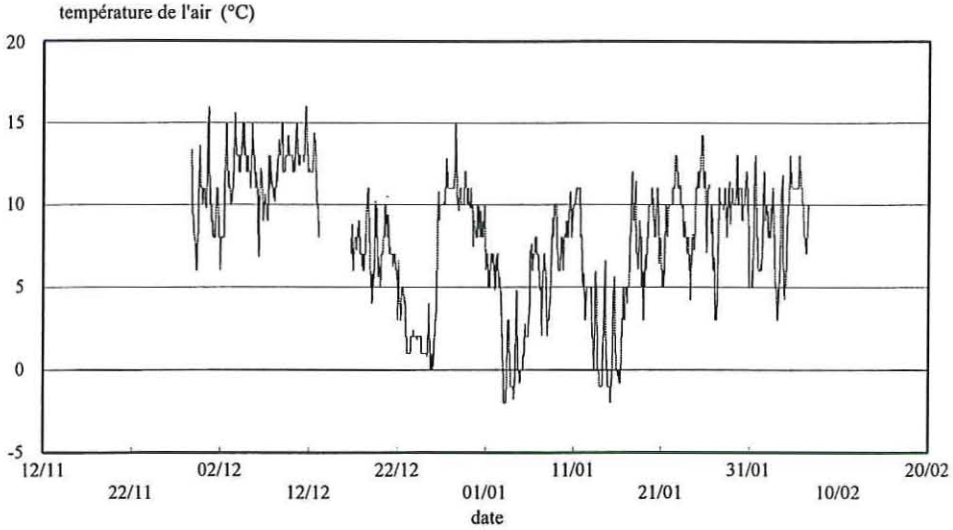


Figure 30 : Température de l'air.

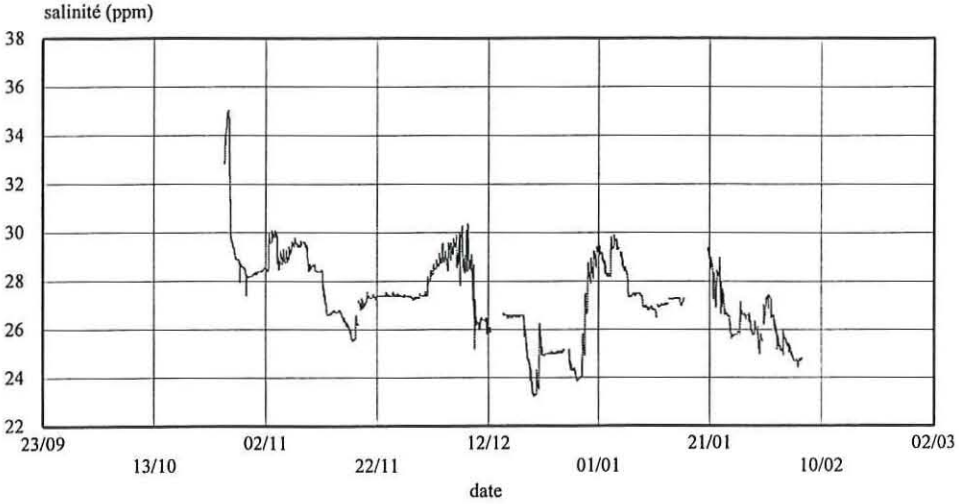


Figure 31 : Salinité.

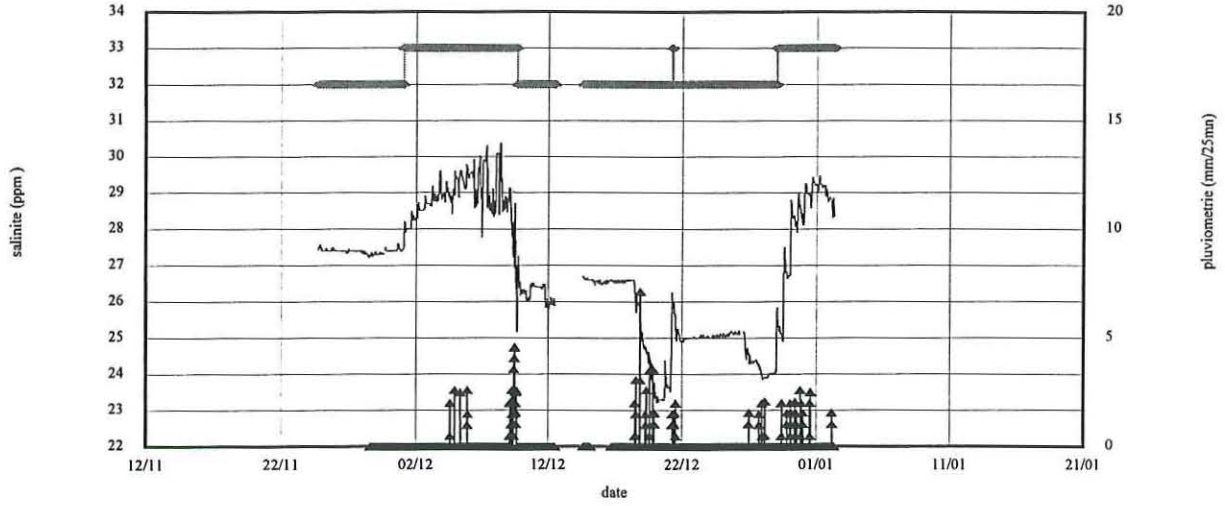


Figure 32 : Effet de la pluie (bas) et de l'alimentation en eau de mer (haut) sur la salinité des claires (milieu).

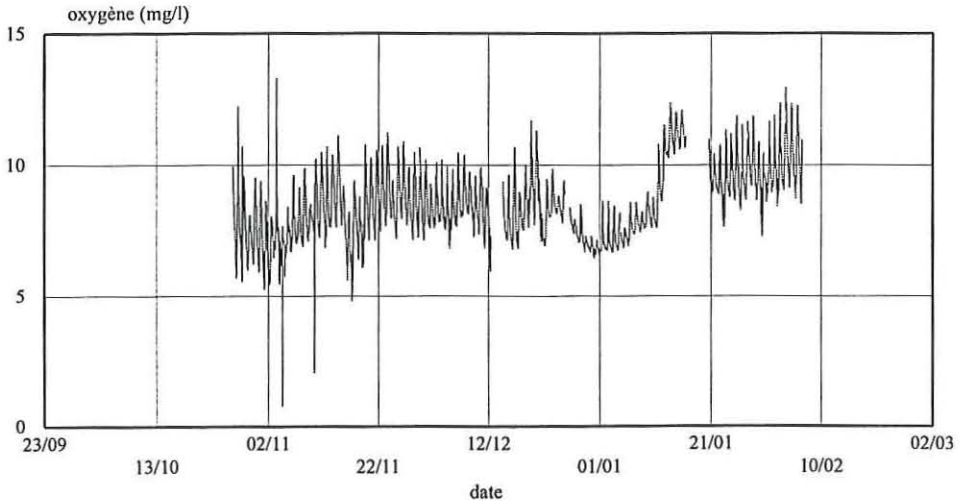


Figure 33 : Oxygène dissous (mg/l).

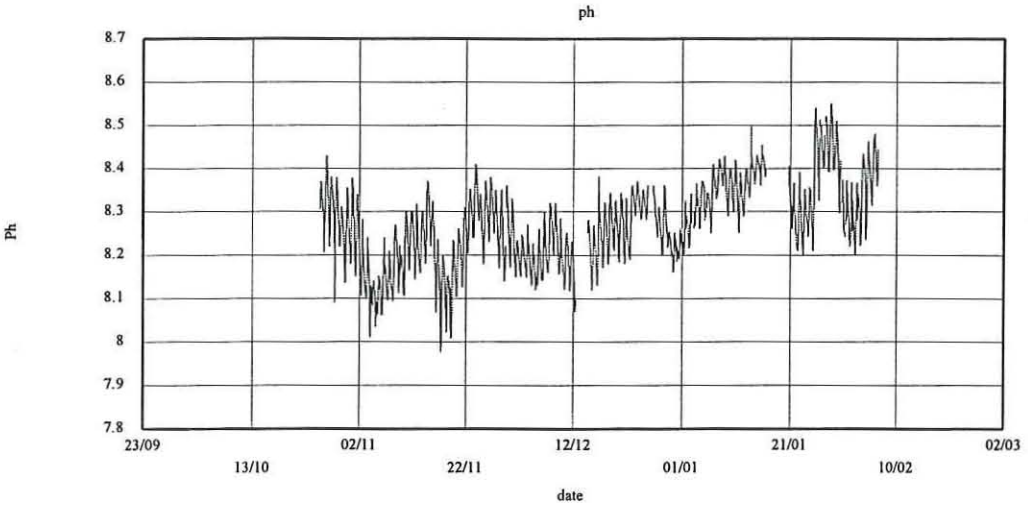


Figure 34 : pH.

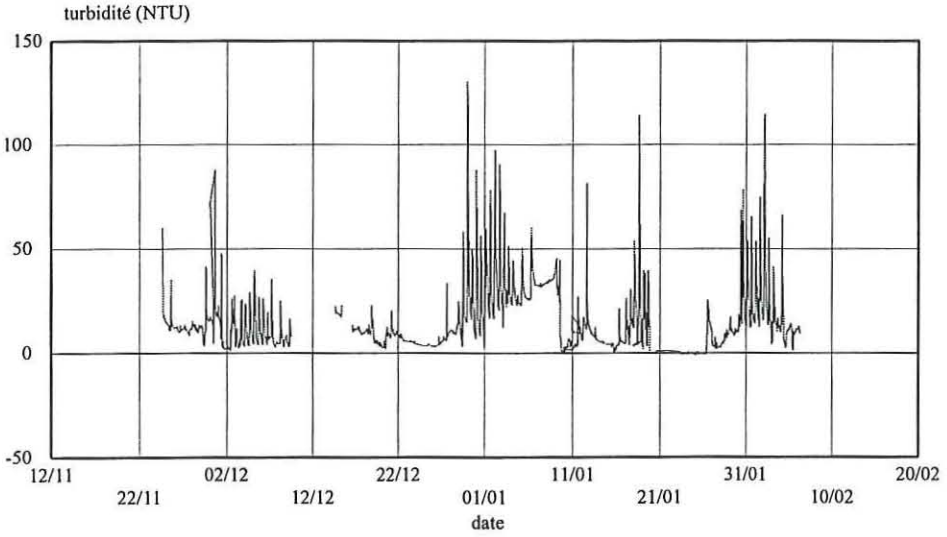


Figure 35 : Turbidité (NTU).

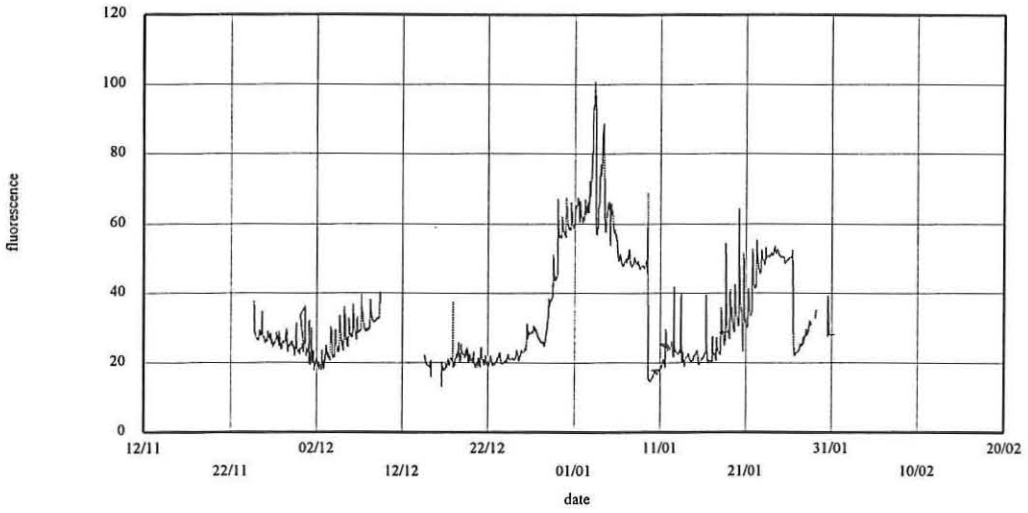


Figure 36 : Fluorescence.

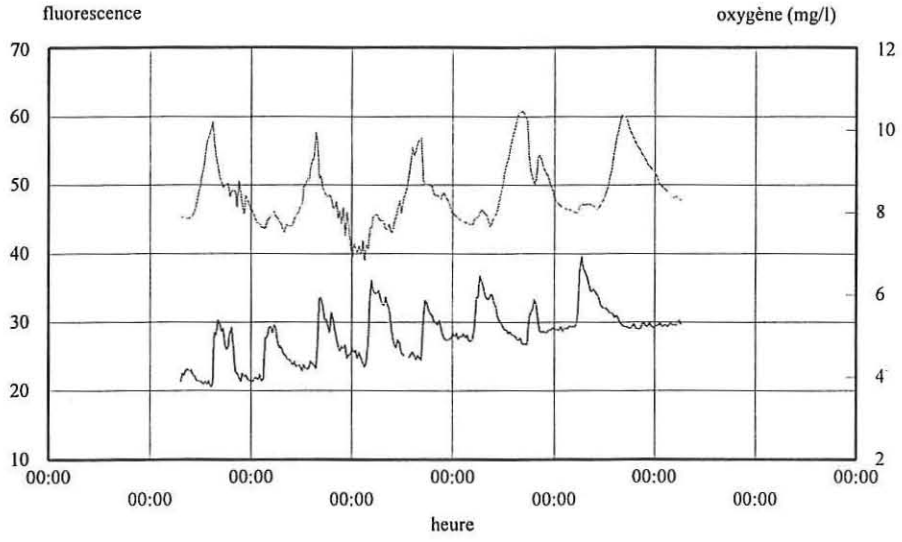


Figure 37 : Fluorescence (bas) et oxygène disssous (haut).

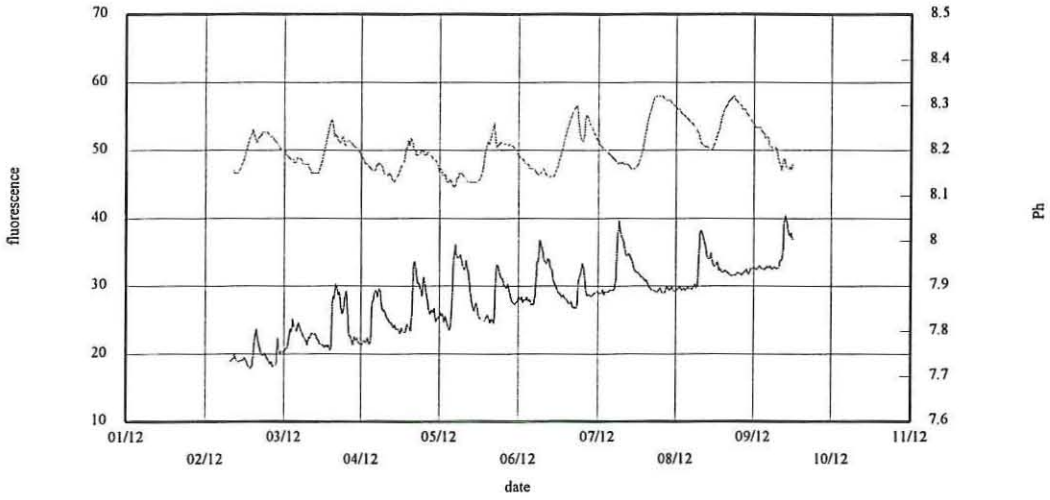


Figure 38 : Fluorescence (bas) et pH (haut).

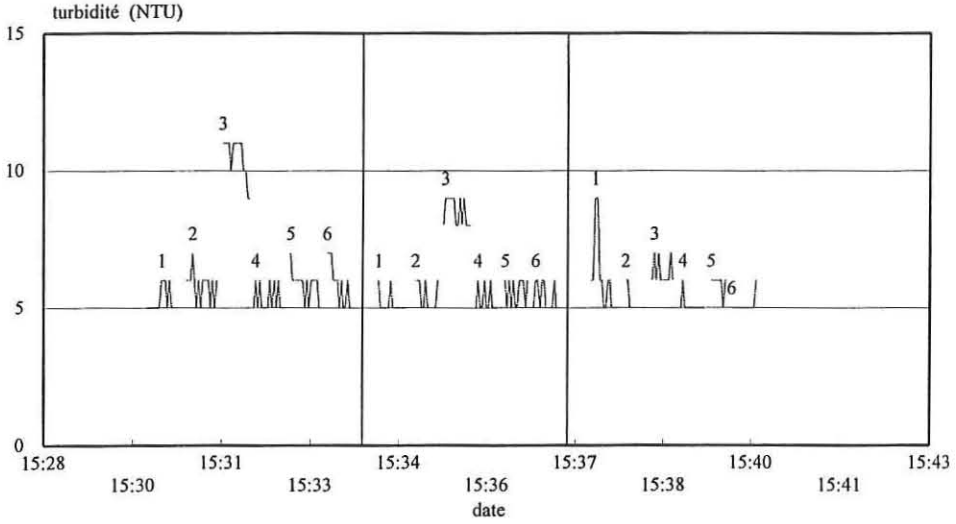


Figure 39 : Distribution de la matière particulaire en période de vents faibles dans les secteurs 1 à 6 des claires.

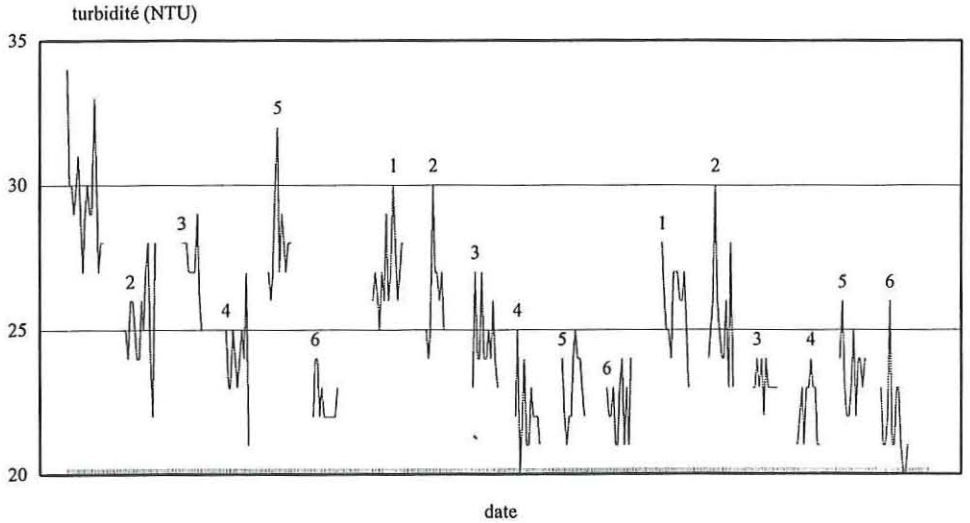


Figure 40 : Distribution de la matière particulaire en période de vents forts dans les secteurs 1 à 6 des claires.

3.3. Affinage des huîtres creuses *C. gigas*

3.3.1 Caractéristiques du lot initial

Afin de caractériser le lot initial d'huîtres mis en élevage, les variables biométriques, poids sec, poids total, norme AFNOR et indice d'Imaï-Sakaï sont lissés et comparés à la distribution d'une loi normale (tableau 6 ; fig. 41).

Tableau 6 : Lissage des variables biométriques d'après la loi Normale.

Variable	*Chi 2*	*Degré de Signif.*
Poids sec	12,38	0,036
Poids total		0,20
AFNOR (1985)	3,83	0,28
Imaï-Sakaï 1961)		0,35

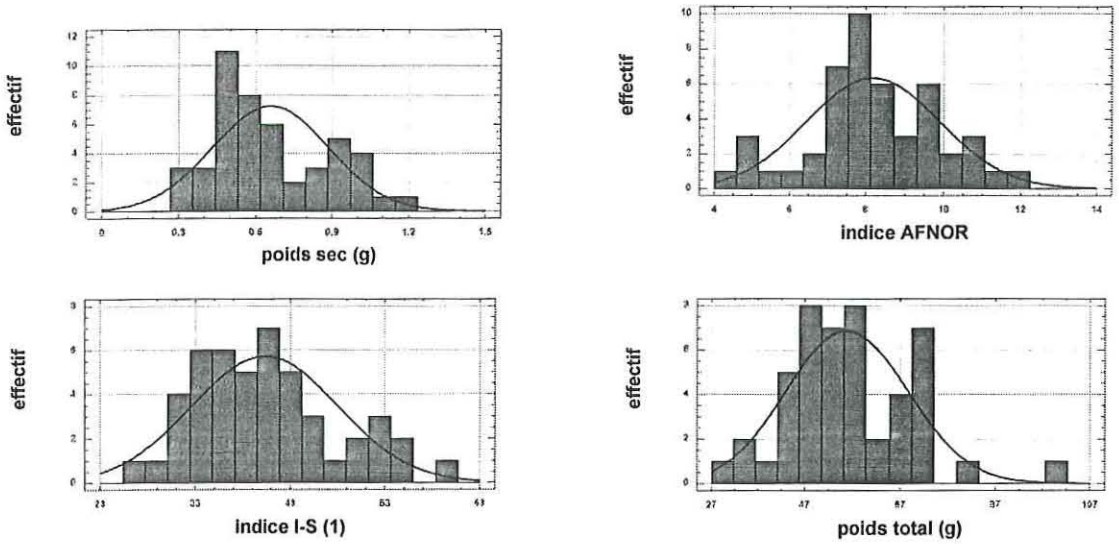


Figure 41 : Caractéristiques de la population d'huîtres lors de la mise en expérimentation ; ajustement de la distribution de fréquence de divers variables à la loi normale.

Les différentes variables satisfont aux conditions de normalité, exception faite de la variable poids sec.

3.3.2 Comparaison des productions en fonction des densités d'élevage

- Poids total

Les performances de croissance en poids total pendant la période expérimentale sont étudiées au moyen d'une analyse de variance et comparées aux caractéristiques du lot initial (tableau 7 ; fig. 42). Seule la population élevée en claire n°5 à la plus faible densité (i.e., 3/m²) présente un gain de poids significatif en fin d'expérimentation. Les caractéristiques des autres lots montrent des poids totaux moyens comparables à celui de la population initiale (fig. 42). Par ailleurs, le poids total des huîtres de la claire n°2 apparaît significativement plus faible que pour les autres claires (tableau 7), sans toutefois différer significativement des caractéristiques du lot initial (fig. 42).

Tableau 7 : Analyse de la variance sur le poids total des huîtres en fin d'expérimentation. Test de rang de Newman et Keuls.

Variable	carré des écarts	degré de liberté	moyenne au carré	test de Fisher	significativité du test
claire	22773	4	5693	20,15	0,000
secteur	16193	20	810	2,87	0,000
residus	205941	729	282		
total	244777	753			

claire	effectif	poids total (g)	groupes
2	179	52,75	*
3	178	57,04	*
1	175	57,35	*
5	175	67,99	*

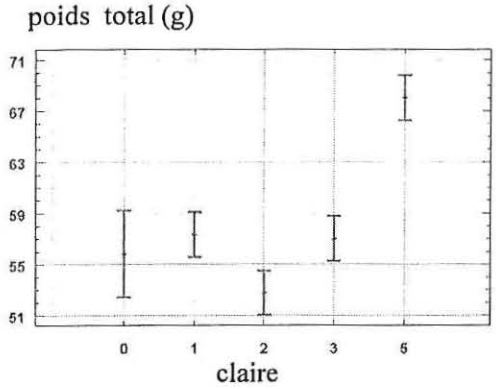


Figure 42 : Croissance comparée du poids total des huîtres des claires 1, 2, 3 et 5 le 10/ 02/ 95 avec la mise en élevage le 04/10/94 (0).

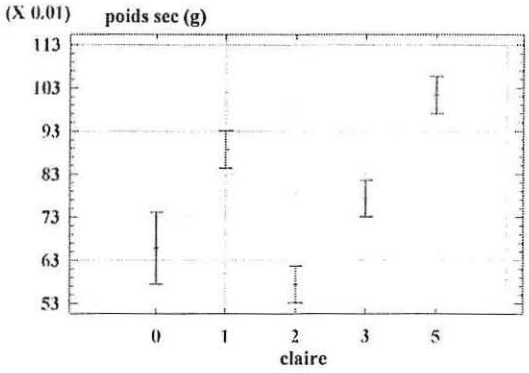


Figure 43 : Croissance comparée du poids sec des huîtres des claires 1, 2, 3 et 5 le 10/ 02/ 95 avec la mise en élevage le 04/10/94 (0).

- Poids sec de chair

La comparaison de croissance en poids sec des populations d'huîtres met en évidence une différence significative entre les claires (fig. 43). Le test de Newman et Keuls montre que chaque claire se comporte de façon indépendante des autres claires (absence de regroupements), avec des poids sec moyens extrêmes de 0,57 g et de 1,01 g respectivement pour les claires 2 et 5 (tableau 8). Les résultats des claires 2, 3 et 5 vont dans le sens d'une charge décroissante en huîtres dans les claires.

L'analyse de covariance sur le poids sec, avec le poids total comme covariable (tableau 9, fig. 44), équivaut à une évaluation de l'engraissement des huîtres par claire. Un regroupement des huîtres des claires 3 et 5 est à noter (densités 3 à 5/m²). La claire n° 1 présente un résultat atypique qui pourrait résulter d'un problème d'échantillonnage ou d'un enrichissement accidentel comme celui décelé sur les phosphates (fig. 11). Hormis cette observation en claire n° 1, on note un gradient croissant d'engraissement parallèlement à la diminution de la densité d'élevage.

Tableau 8 : Analyse de la variance sur le poids sec des huîtres en fin d'expérimentation. Test de rang de Newman et Keuls.

Variable	carré des écarts	degré de liberté	moyenne au carré	test de Fisher	significativité du test
claire	18,46	3	6,15	35,10	0,000
secteur	15,32	20	0,77	4,37	0,000
residus	119,71	683	0,175		
total	153,36	706			

claire	effectif	poids sec (g)	groupes
2	179	0,57	*
3	178	0,77	*
1	175	0,89	*
5	175	1,01	*

Tableau 9 : Analyse de la variance sur le poids sec des huîtres en fin d'expérimentation avec effet de la covariable poids total. Test de rang de Newman et Keuls.

Variable	carré des écarts	degré de liberté	moyenne au carré	test de Fisher	significativité du test
claire	5,14	3	1,710	19,20	0,000
secteur	4,73	20	0,236	2,64	0,000
covariable	58,83	1	58,83	659,15	0,000
residus	60,87	682	0,089		
total					

claire	effectif	poids sec (g)	groupes
2	179	0,68	*
3	178	0,80	*
5	175	0,84	*
1	175	0,91	*

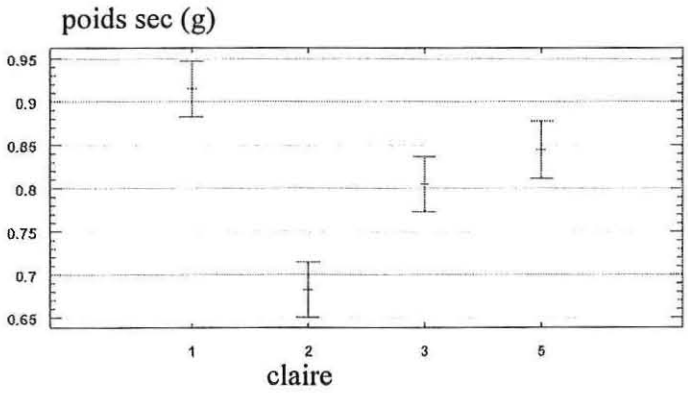


Figure.44 : Croissance comparée des huîtres des claires 1, 2, 3 et 5 le 10/ 02/ 95 avec la mise en élevage le 04/10/94 (0). Analyse de la variance du poids sec avec effet de la covariable poids total.

Le **rendement biologique** (tableau 10) est calculé pour chacune des claires. Ce rendement intégre 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 parallèllement 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 10 : Rendement biologique des claires expérimentales, calculé avec le poids sec moyen du tableau 9.

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

3.3.3 Hétérogénéité spatiale de la croissance

Les analyses de variance sont effectuées claire par claire sur le poids total et le poids sec (fig. 45 et 46 ; tableaux 11 et 12)

- Poids total

Seule la claire 5 présente des secteurs pour lesquels une différence significative de croissance existe (fig. 45 ; tableau 11). Les secteurs à plus forte croissance sont les secteurs situés "au vent" de la claire.

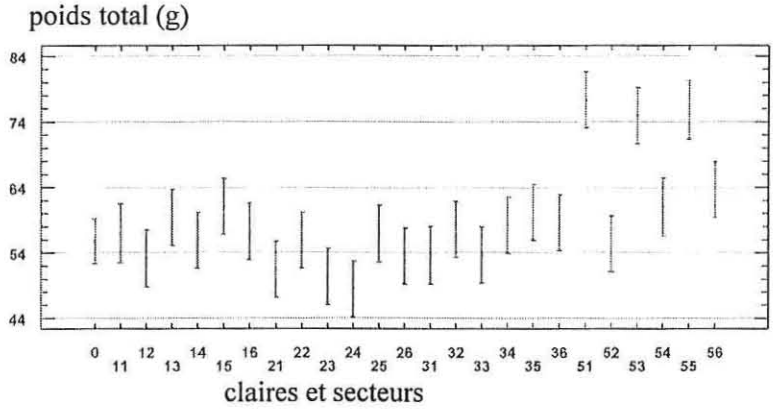


Figure 45 : Comparaison de croissance entre les différentes claires (1,2,3 et 5) et les secteurs de chaque claire (1-6). Exemple : 16 : claire 1, secteur 6.

Tableau 11 : Analyse de la variance du poids total sur les 4 claires expérimentales (1, 2, 3 et 5).

Claire	source de variabilité	carré des écarts	degré de liberté	moyenne au carré	test de Fisher	significativité du test
claire 1	inter	1125,2	5	225,0	1,156	0,332
	intra	32892,3	169	194,6		
	total	34017,5	174			
claire 2	inter	1601,2	5	320,2	1,710	0,134
	intra	32400,0	173	187,3		
	total	34001,2	178			
claire 3	inter	1091,0	5	218,2	0,767	0,575
	intra	48951,7	172	284,6		
	total	50042,8	177			
claire 5	inter	12376,0	5	2475,2	4,973	0,000
	intra	84108,9	169	497,7		
	total	96484,9	174			

- Poids sec

La figure 46 présente les résultats d'hétérogénéité spatiale de croissance de *Crassostrea gigas.* L'analyse de variance inter-secteurs pour chacune des claires est présentée dans le tableau 12. Une différence significative de croissance selon les secteurs existe pour les claires 1, 2 et 5 au terme de 125 jours d'expérimentation. Seuls les secteurs de la claire 3 semblent homogènes vis à vis de la croissance. La "sectorisation" 1, 3 et 5 au "vent de la claire", présente une meilleurs croissance pour les 2 claires les plus performantes (1 et 5).

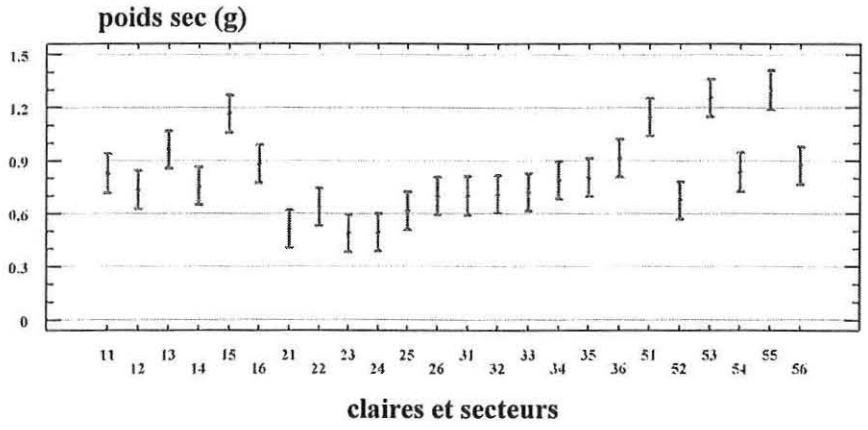


Figure 46 : Comparaison de croissance entre les différentes claires (1,2,3 et 5) et les secteurs de chaque claire (1-6). Exemple : 16: claire 1, secteur 6.

Tableau 12 : Analyse de variance du poids sec moyen mesurés dans les 4 claires expérimentales (1, 2, 3 et 5).

Claire	source de variabilité	carré des écarts	degré de liberté	moyenne au carré	test de Fisher	significativité du test
claire 1	inter	3,74	5	0,75	6,42	0,000
	intra	19,67	169	0,12		
	total	23,41	174			
claire 2	inter	1,18	5	0,24	4,70	0,000
	intra	8,69	173	0,05		
	total	9,87	178			
claire 3	inter	0,99	5	0,20	1,09	0,37
	intra	30,96	172	0,18		
	total	31,94	177			
claire 5	inter	9,42	5	1,88	5,27	0,000
	intra	60,39	169	0,36		
	total	69,81	174			

3.3.4 Indices de Condition et composition biochimique des huîtres

3.3.4.1 Indices de condition

L'analyse de variance sur l'indice morphométrique d'Imaï-Sakaï montre un effet "claire" et un effet "secteur" (tableau 13). Il en est de même pour l'indice de Lawrence et Scott (tableau 14). L'indice d'Imaï-Sakaï est significativement plus faible pour les claires 2 et 3 et marque une évolution 'régressive' par rapport à sa valeur initiale, pour ces deux populations d'huîtres de plus faible croissance. Confirmant les résultats de croissance obtenus sur l'huître, l'indice de condition (LS) des huîtres de la claire 2 (2,77) est proche de la valeur de l'indice lors de la mise en élevage (2,93). Les valeurs, pour les classes 1, 3 et 5 sont significativement plus fortes.

Tableau 13 : Analyse de la variance de l'indice de condition d'Imaï-Sakaï (IS) en fin d'expérimentation sur les claires 1, 2, 3 et 5. Comparaison avec le lot initial mis en élevage (0).

IS	carré des écarts	degré de liberté	moyenne au carré	test de Fisher	significativité du test
claire	763,16	4	190,79	3,90	0,004
secteur	3225,20	20	161,26	3,30	0,000
residus	38400,90	785	48,91		
total	42395,12	809			

claire	effectif	IS
1	175	38.41
2	180	36.70
3	178	36.73
5	176	38.50
0	101	39.17

Tableau 14 : Analyse de la variance de l'indice de condition de Lawrence et Scott (LS) en fin d'expérimentation sur les claires 1, 2, 3 et 5. Comparaison avec le lot initial mis en élevage (0).

LS	carré des écarts	degré de liberté	moyenne au carré	test de Fisher	significativité du test
claire	145,85	4	36,46	21,00	0,000
secteur	105,25	20	5,26	3,03	0,000
residus	1265,70	729	1,73		
total	1517,70	753			
claire	effectif	LS			
1	175	3.92			
2	179	2.77			
3	178	3.68			
5	175	3.52			
0	47	2.93			

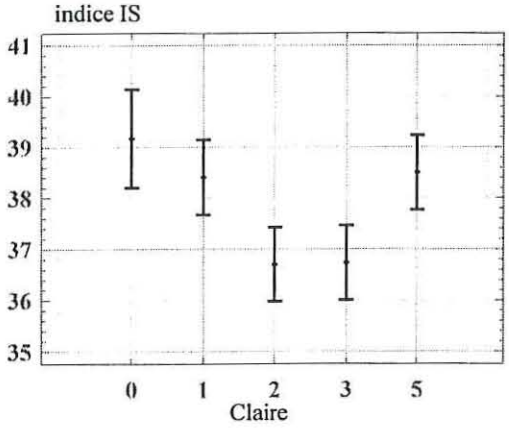


Figure 47 : Indice d'Imaï-Sakaï par claire.

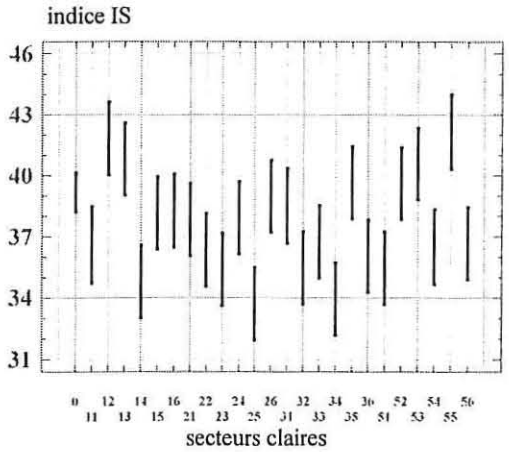


Figure 48 : Indice d'Imaï-Sakaï par secteur de claire.

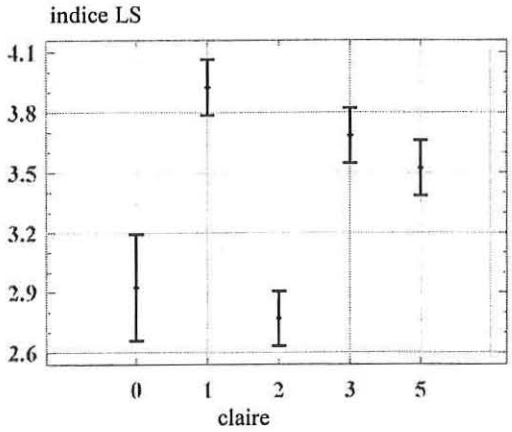


Figure 49 : Indice de Lawrence et Scott par claire.

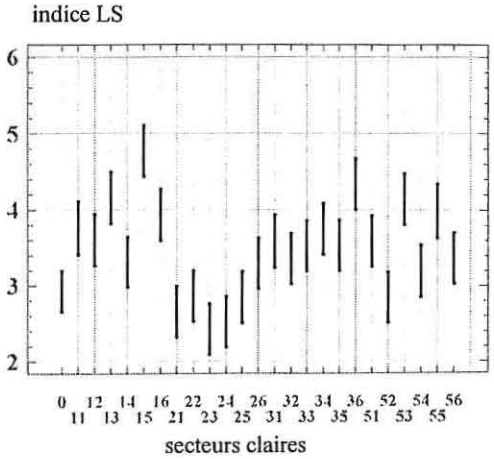


Figure 50 : Indice de Lawrence et Scott par secteur de claire.

3.3.4.2 Composition biochimique des huîtres

Pour l'ensemble des claires, on note durant la période expérimentale d'affinage jusqu'au 8 février un faible accroissement de la teneur en glucides qui passe de 7,9 % à 9,4 % (fig.51 ; tableau 15). Le glycogène représente 80 % de la totalité des glucides. La teneur en protéines baisse significativement de 40 % à 36 %, et les lipides augmentent sensiblement de 7,4 % à 7,9 %. Ainsi, les PLG représentent 55 % du poids sec en début d'affinage, et seulement 51 % en fin de période expérimentale; la perte principale étant due aux proteines.

Si les huîtres des claires présentent une composition biochimique relativement homogène le 8 fév. (fig. 51), la situation est différente le 3 janvier. A cette date, les huîtres des claires 1 et 3 présentent des teneurs en glucides, lipides et protéines de respectivement 15, 9 et 30 %. Les claires n° 2 et 5 présentent des compositions biochimiques proches (fig. 51).

Tableau 15 : Composition biochimique des huîtres des claires au cours des différents échantillonnages.

Date	claire	% gluc	% glyco	% prot	% lip	P+L+G
04/10/94	1	7,9	6,4	39,7	7,4	54,9
07/11/94	1	10,9	9,3	32,6	7,0	50,5
03/01/95	1	17,7	17,1	31,9	8,4	57,9
08/02/95	1	13,1	12,1	31,8	8,1	53,0
04/10/94	2	7,9	6,4	39,7	7,4	54,9
07/11/94	2	4,3	2,6	36,4	7,3	48,1
03/01/95	2	5,4	3,8	36,6	7,3	49,3
08/02/95	2	6,5	4,9	35,1	8,2	49,9
04/10/94	3	7,9	6,4	39,7	7,4	54,9
07/11/94	3	3,0	1,1	36,1	8,0	47,1
03/01/95	3	13,6	12,0	29,0	9,8	52,4
08/02/95	3	6,9	5,5	35,5	7,3	49,7
04/10/94	5	7,9	6,4	39,7	7,4	54,9
07/11/94	5	4,7	3,3	35,5	7,7	47,9
03/01/95	5	7,6	6,0	35,4	7,7	50,7
08/02/95	5	11,0	9,4	32,8	7,9	51,7

3.4 Relation huître-milieu

3.4.1 Relation entre le gain de poids et les paramètres trophiques

Les corrélations deux à deux des différents descripteurs trophiques sont hautement significatives (tableau 16).

Tableau 16 : Matrice de corrélation des descripteurs trophiques des claires ostréicoles ; chla+p : chlorophylle a + phéophytine (mg/m²) ; mop : matière organique particulaire (g/m²) ; PLG : somme des protéines lipides et glucides (g/m²) ; CN somme des carbone et azote (g/m²) et de deux descripteurs de croissance : GPTJ, gain de poids total journalier et GPSJ, gain de poids sec journalier.

	chla+p	mop	PLG	CN	GPTJ	GPSJ
chla+p		***	***	**	NS	NS
mop	0,86		***	***	NS	NS
PLG	0,82	0,90		***	NS	NS
CN	0,79	0,89	0,96		NS	NS
GPTJ	0,51	0,56	0,53	0,54		**
GPSJ	0,23	0,31	0,26	0,25	0,77	

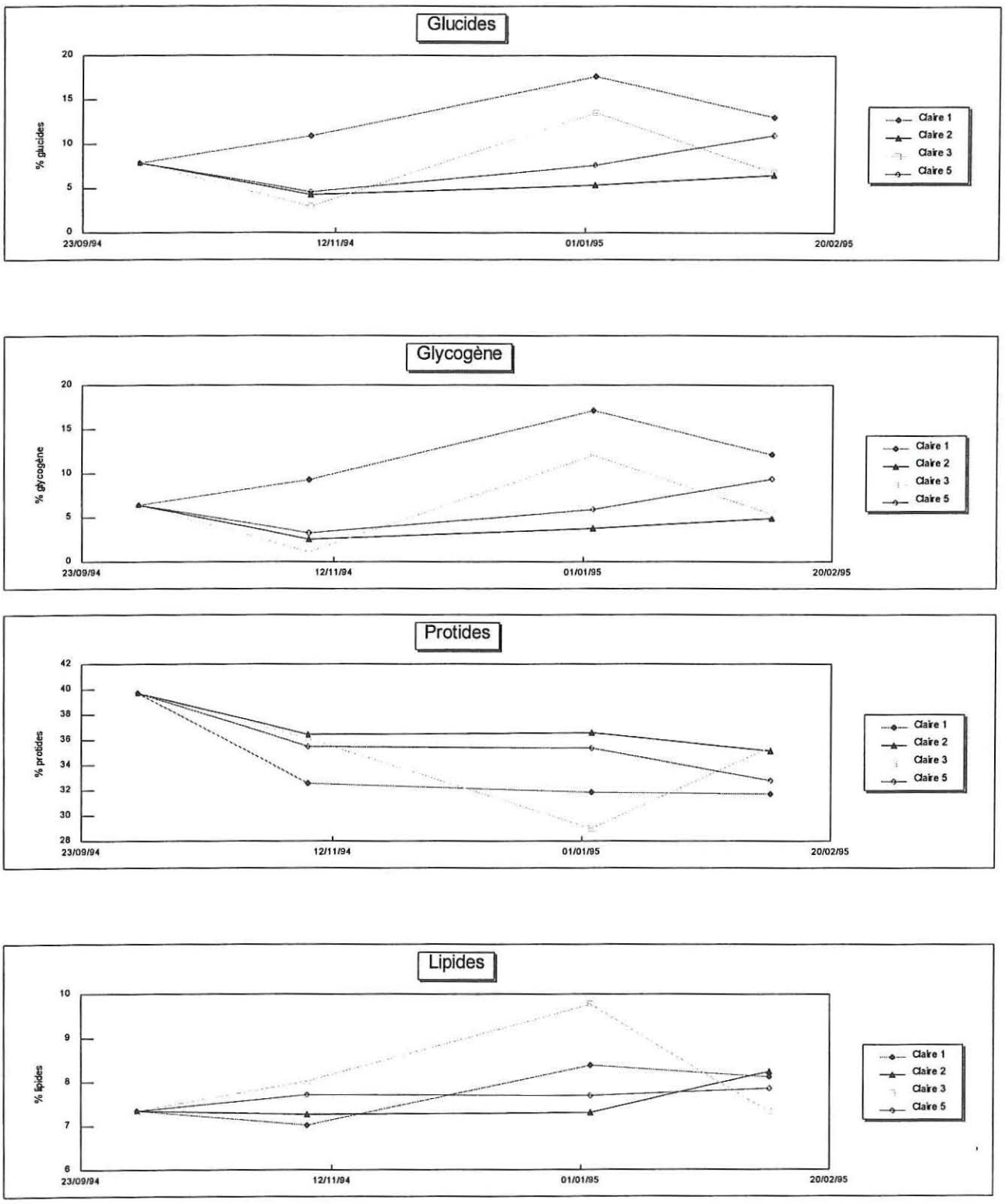


Figure 51 : Composition biochimique comparée des huîtres dans les claires expérimentales au cours de la période d'affinage (4 oct. 7 nov. 3 janv. et 8 fév.).

Toutefois, dans le cadre de l'expérimentation, aucune corrélation significative n'apparaît entre les descripteurs biologiques de croissance et les descripteurs trophiques.

L'analyse en composantes principales est décrite à partir des deux premiers axes (fig. 52). Le premier axe exprime 69,9 % de la variance totale. Il est défini par les descripteurs trophiques. Les variables se distribuent linéairement sur cette axe, de la période A vers la période C, le long d'un gradient négatif de ressources alimentaires pour l'huître. L'axe 2 décrit 21,0 % de la variance globale du système, et semble défini par les deux variables de croissance (GPSJ et GPTJ). Au cours de la période C, cet axe de variabilité oppose les claires 1 et 2 plus chargées, aux claires 3 et 5, avec un gain de poids positif pour les deux claires 3 et 5, alors que sur la période antérieure (B), le gain de poids est supérieur pour les claires 1 et 2.

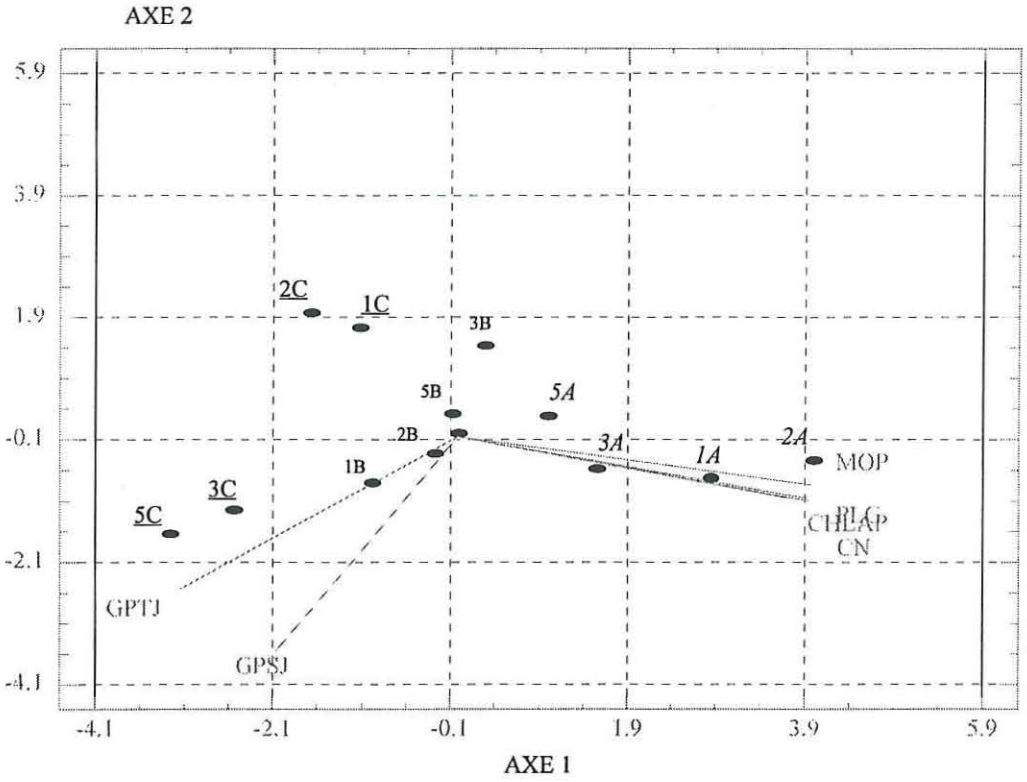


Figure 52 : Analyse en composantes principales effectuée sur les descripteurs trophiques des claires ostréicoles ; chlap (chlorophylle a + phéophytine) ; mop : (matière organique particulaire) ; PLG : (protéines lipides et glucides) ; CN (carbone et azote) et sur deux descripteurs de croissance: GPTJ (gain de poids total journalier) et GPSJ (gain de poids sec journalier). A, B et C représentent les 3 périodes sucessives de 33, 56 et 35 jours comprises entre les 4 dates d'échantillonnage du 4/10/94, 7/11/94, 3/01/95 et 8/02/95.

3.4.2. Modélisation de la croissance en claires

3.4.2.1. Matrice de corrélation et modèles de calibration

La matrice de corrélation (tableau 17) 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 étroitement corrélés avec les mesures de néphélométrie. La phéophytine elle-même est corrélée à ces mesures, quand la chlorophylle a ne l'est pas. Chla et phéo. ne sont que faiblement corrélés avec les mesures de fluorescence.

Tableau 17 : 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 (µg/l) ; PHEO : phéophytine (µg/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	***	***	***	***	***
BFLUO	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 régression linéaire pas à pas des différents descripteurs du milieu (CHLA, PHEO, MPT, MOP, MIP, CN et PLG) est utilisée afin de calibrer les signaux en continu de néphélométrie et de fluorescence, en signaux plus pertinents vis à vis de la description des ressources trophiques dans le mésocosme claire et de leur utilisation dans le calcul des fonctions physiologiques (tableau 18).

Si la matière particulaire totale est expliquée à plus de 90 % par le signal de néphélométrie (R^2 = 0,91), le modèle explicatif de la ma tière organique particulaire est moins bien ajusté (63 %). Le modèle de la chlorophylle a n'est pas significatif (29 %), et fait à la fois intervenir un signal de fluorescence et de néphélométrie. 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 un peu plus complexes et font intervenir des effets quadratiques et d'interactions entre les variables (tableau 18). Ces résultats permettent ainsi de créer un signal en continu en PLG ou CN, traduisant la qualité des ressources trophiques des claires ostreicoles.

Tableau 18 : Modèles de calibrations des signaux de données en continu. Relation entre les prélèvements discrets et les données en continu. YNTU : néphélométrie 1 ; BNTU ; néphélométrie 2 ; BFLUO ; fluorescence ; CHLA : chlorophylle a (µg/l) ; PHEO : phéophytine (µg/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).

	Const.	BNTU	YNTU	BFLUO	BFLUO2	YNTU X BNTU	YNTU X BFLUO	R^2
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

3.4.2.2 Description temporelle des ressources trophiques calibrées et bilan énergétique

Les différents signaux bruts sont représentés sur la figure 54 (a à d). Les signaux calibrés à partir des modèles apparaissent sur la figure 55 (a à c). Le signal 'PLG' en continu est décrit sur la figure 56 a, avec les fonctions de consommation (b) et de respiration (c) qui seront utilisées pour l'analyse de physiologie et les relations huîtres-milieu.

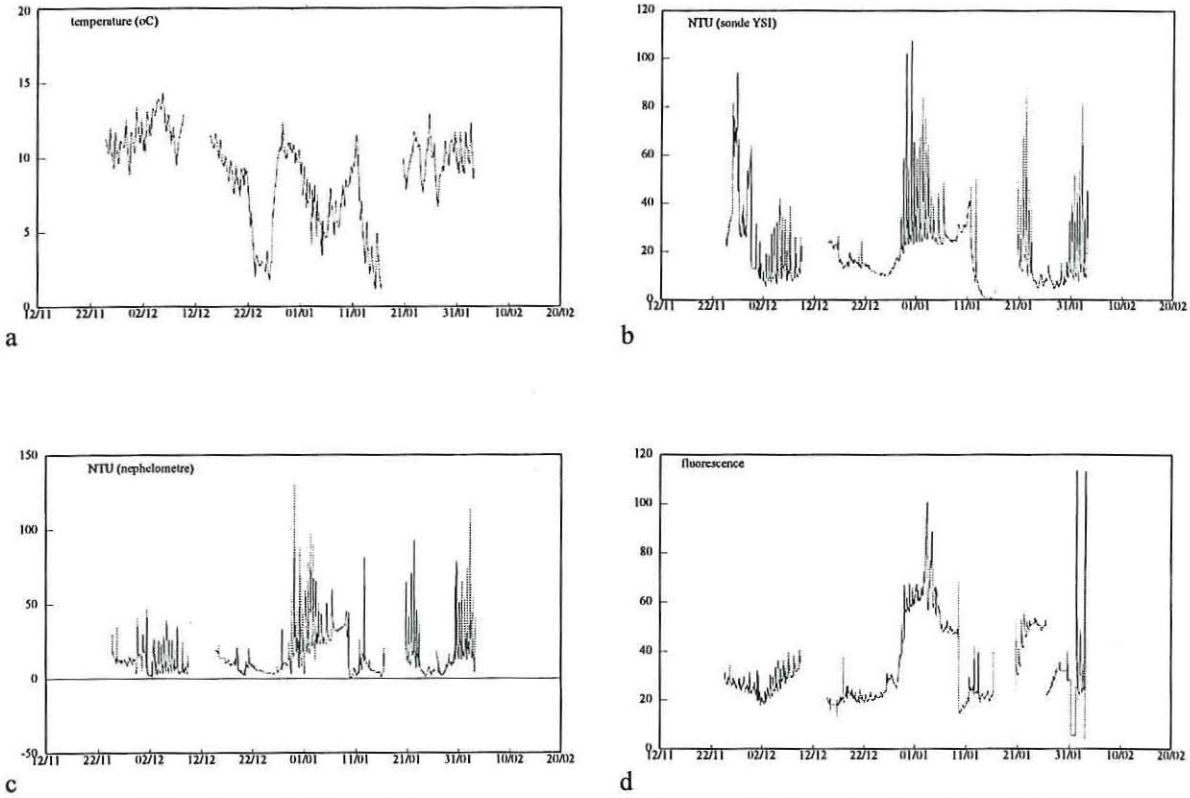
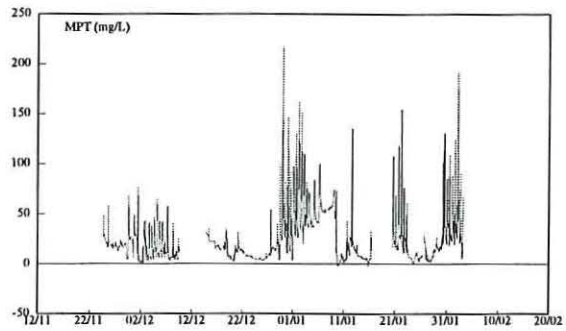
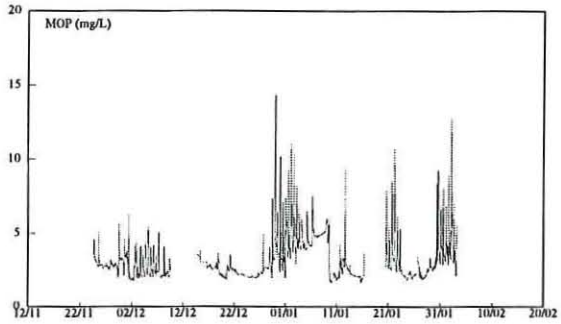


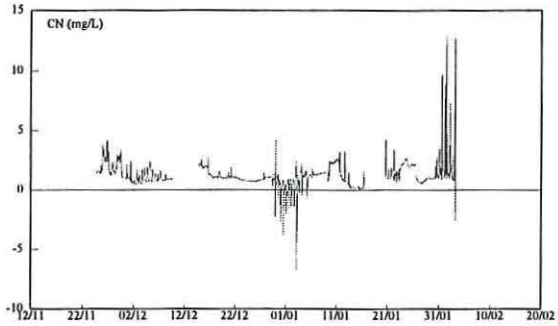
Figure 54 a, b, c, d : Description en continu des signaux de température (a), néphélométrie (b,c) et fluorescence (d).



a



b



c

Figure 55 a, b, c : Calibration des signaux continus relatifs en signaux continus de MPT (a), MOP (b) et CN (c).

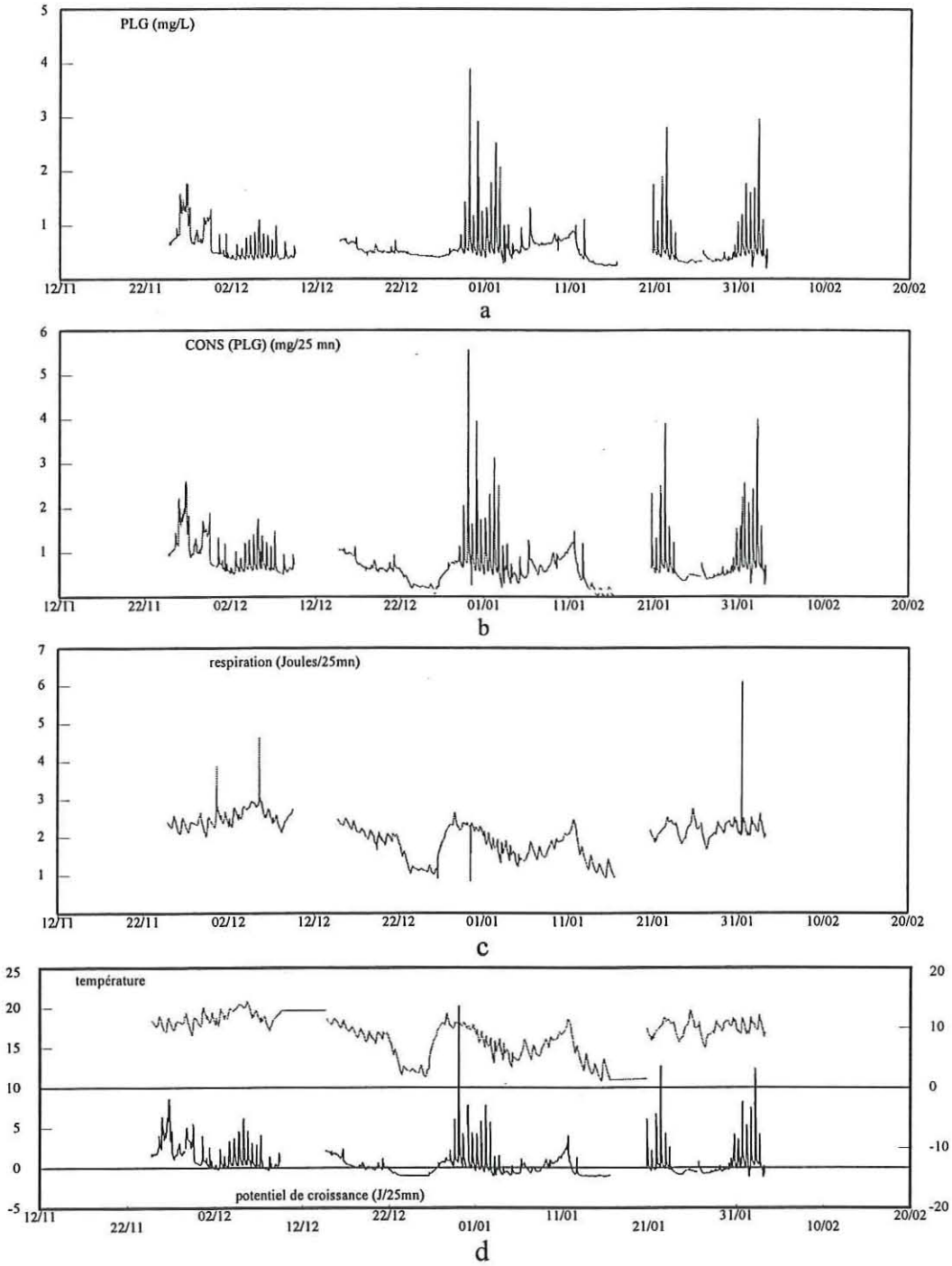


Figure 56 a, b, c et d. : Description en continu des ressources trophiques en protides, lipides, glucides (PLG) (a), des fonctions de consommation (b), de respiration (c) (d'après le modèle de Bougrier et al., 1995) et du potentiel de croissance (d).

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 loi d'assimilation a été présentée par Raillard *et al.* (1991). En absence de loi de sélection, l'efficacité de sélection est prise égale à 50 % pour l'ensemble de la période d'affinage. Dans ces conditions, la figure 56 d 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 variations élevées de températures (≈ 10°C) fin décembre et mi-janvier. Ces rendements négatifs se maintiennent fin décembre et particulièrement en périodes de mortes eaux en janvier.

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 dans la claire 3.

4. 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 ostreicoles (Zanette, 1980 ; Deslous-Paoli, 1980 ; Nedhif, 1984 ; Goulletquer *et al.*, 1988). L'originalité de cette étude réside dans le suivi en continu d'un ensemble de paramètres hydrobiologiques et climatiques qui doivent permettre de dégager les processus essentiels du fonctionnement de cet écosystème particulier (Rince, 1978). La ressource disponible dans la colonne d'eau est bien représentée par les signaux en continu. Elle est le reflet de 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 claires est produite *in situ*, en automne - hiver, ce sont les alimentations en eau qui sont responsables de l'essentiel des apports telluriques (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-jascente (Nedhif, 1984). Les huîtres consomment à la fois le matériel benthique et le matériel détritique (Rince, 1978). 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 100 mg m^{-2} et 46 % de chlorophylle active et Robert (1982) à 200 mg m^{-2} de chlorophylle active. Goulletquer *et al.* (1988) estiment des concentrations moyennes de 50,9 mg m^{-2} de chla, 85,8 mg m^{-2} de phéo et 69,8 mg m^{-2} de PLG sur une période de novembre à janvier. Enfin, il convient de souligner que la comparaison entre la colonne d'eau et le sédiment est incomplète puisqu'elle ne concerne que le matériel "particulaire"' c'est-à-dire retenu par un filtre GFF de 1 µ de porosité effective. Dans les claires ostréicoles, l'importance du dissous peut représenter 78 % de l'énergie présente dans l'eau (Nedhif, 1984). Cet élément doit être pris en considération dans le cas de *C. gigas* qui est capable d'assimiler directement une partie de ce matériel.

En automne, la claire est donc caractérisée par une pauvreté relative en ressources trophiques dans la colonne d'eau. Ces ressources sont sous la dépendance des conditions de vent et des cycles d'alimentation qui enrichissent la colonne d'eau par remise en suspension et apports telluriques. Toutefois, l'interface eau-sédiment accumule la matière organique d'origine détritique et vivante dans des proportions considérables. Cette forte ressource potentielle est sous exploitée par l'huître lors de l'affinage en claires.

- Test de densité de *C. gigas* - Croissance et qualité de l'affinage

A partir de la gamme de densité d'huîtres testées (2 à 10/m²), seule la plus faible densité permet d'obtenir des performances de croissance significatives. Par ailleurs, les gains de poids concernant les autres densités testées ne diffèrent pas significativement du lot initial. La variabilité "intra-claires" par sectorisation des cheptels, confirme le résultat précédent avec des différences de croissance intersectorielles supérieures à la variabilité inter-claire pour les trois densités de 10, 7 et 6 huîtres au m². Les secteurs situées "au vent" de la claire à plus faible densité présente les plus fortes croissances. Cette dernière condition d'élevage correspond en fait à un élevage de type "pousse en claire" destiné à améliorer la croissance et l'engraissement des huîtres. Par opposition, les conditions d'élevage de 6 à 10 huîtres au m², sont spécifiques à l'affinage selon la norme AFNOR NF V 45.056 (1985) et ont pour objectif principal un engraissement des animaux. Dans les conditions environnementales de l'expérimentation, une amélioration significative de cet engraissement a pu être au moins obtenu aux densités de 6 à 2 huîtres au m² sans pour autant atteindre la dénomination d'huîtres "spéciales" de claires. Cette distinction entre une phase de croissance et d'engraissement est confortée par l'absence de corrélation entre les descripteurs biologiques de croissance et les descripteurs trophiques. La prolongation de l'expérimentation jusqu'en janvier 1995 montre cependant des rendements négatifs de croissance générant des amaigrissements des huîtres.

- Bilan énergétique

L'étude en continu des ressources trophiques et des conditions physico-chimiques des claires a permis de tester en partie le modèle biologique de croissance de l'huître en supposant que la colonne d'eau intègre bien les ressources mises à la disposition de 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 du 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.

Le modèle (fig. 57) permet de visualiser l'importance relative d'une augmentation de PLG ou d'une élévation de la température. A titre d'exemple 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.

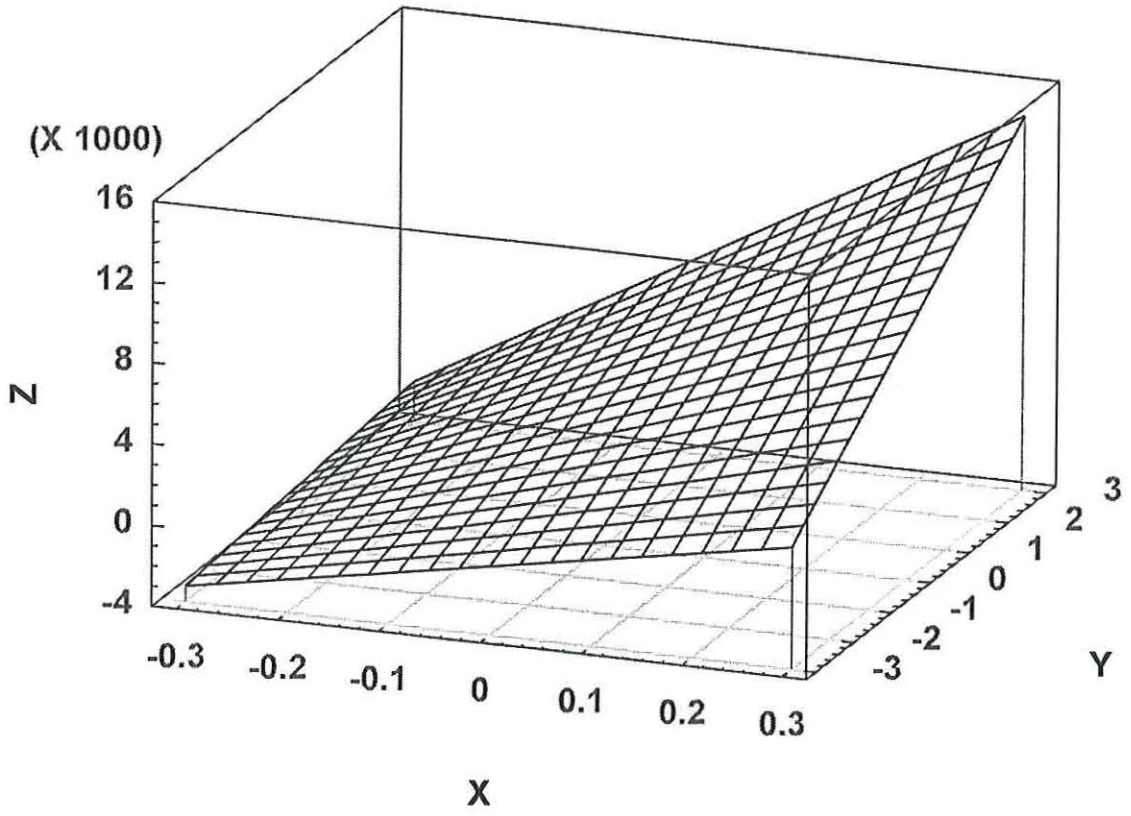


Figure 57 : modèle d'évolution du potentiel de croissance (Z) en fonction de la température (Y+ ou - 3° C) et de la ressource trophique en PLG de la colonne d'eau (X + ou - 0,3 mg/l) autour des valeurs expérimentales (X = 0 et Y = 0).

Les connaissances acquises sur le mécocosme "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 (fig. 57).

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 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.

5. REFERENCES

AFNOR, 1985. Norme française huîtres creuses. Dénomination et classification. NF V 45-056, 5 p.

Baud J.P., E. Brisset & M. Cardinal, 1995. Affinage contrôlé en bassin de l'huître creuse *Crassostrea gigas. Rapport RIDRV*, 95-17, 37 p.

Bligh E.G. & W.F. Dyer, 1959. A rapid method of total lipid extraction and purification. *Can. J. Biochem. Physiol.*, 37: 911-917.

Bodoy A., J. Prou. & J.P. Berthomé, 1986. Etude comparative de différents indices de condition chez l'huître creuse *Crassostrea gigas. Haliotis*, 15: 173-182.

Bougrier S., P. Geairon, J.M. Deslous-Paoli, C. Bacher & G. Jonquieres, 1995. Allometric relationships and effects of temperature on clearance and oxygen consumption rates of *Crassostrea gigas* (Thunberg). *Aquaculture*, 134: 143-154.

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. CREAA, 60 p.

Dankers N. & 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. & M. Héral, 1980. Valeur calorique de la chair de l'huître *Crassostrea gigas* (Thunberg) : estimation directe et biochimique. *Cons. Inter. Exp. Mer*, Note C.N./K.11.

Deslous-Paoli J.M, 1980. Contibution 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 pp.

Deslous-Paoli J.M., M. Héral & Y. Zanette, 1981. Problèmes posés par l'analyse des relations huîtres-milieu. *Actes de colloque du CNEXO*, 14: 335-340.

Deslous-Paoli, J.M. & M. Héral, 1988. Biochemical composition and energy value of *Crassostrea gigas* (Thunberg) cultured in the bay of Marennes-Oleron. *Aqua. Liv. Res.*, 1: 239-249.

Dubois M., K.A. Gilles, J.K. Hamilton, P.A. Rebers & F. Smith, 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Anal. Chem.*, 28: 350-356.

Goulletquer P., M. Nedhif & 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.

Héral M. & J.M. Deslous-Paoli, 1983. Valeur énergétique de la chair de l'huître *Crassostrea gigas* estimée par mesures calorimétriques et par dosages biochimiques. *Océanol.Acta*, 6: 193-199.

Imai T. & S. Sakai, 1961. Study of breeding of Japanese oyster. *Tohoku J. Agric. Res.* 1 (2).

Lawrence D.R. & 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 & R.J. Randall, 1951. Protein measurement with the Folin phenol regent. *J. Biol. Chem.*, 193: 265-275.

Lucas A., 1982. La nutrition des larves de bivalves. *Oceanis*, 8: 363-388.

Marsh J.B. & 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 pp.

Rincé Y., 1978. Intervention des diatomées dans l'écologie des claires ostreicoles de la baie de Bourgneuf. *Thèse de doctorat de l'Université de Nantes*, 203 pp.

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 pp.

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 pp.

Widdows J., P. Fieth & 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 pp.

ETUDE DES PARAMETRES LIMITANTS DE LA PRODUCTION D'*HASLEA OSTREARIA* SIMONSEN EN CONDITIONS NATURELLES DE GESTION HYDRAULIQUE D'UN MARAIS EXPERIMENTAL.

V. TURPIN et R. HAMON

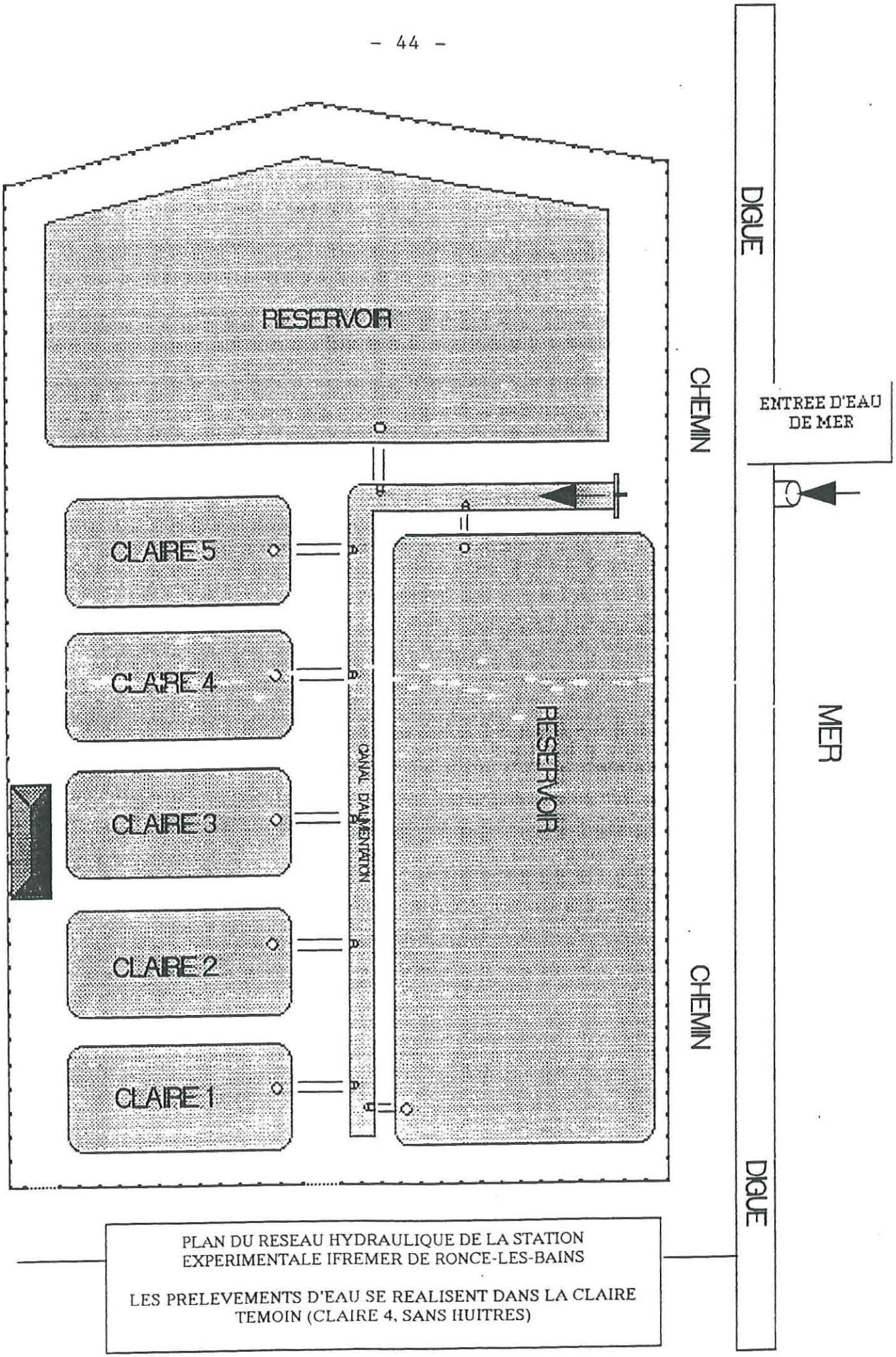
Responsable Scientifique : J.M. ROBERT

Université de Nantes/ISOMER

SOMMAIRE

	Pages
1. INTRODUCTION	45
2. MATERIELS ET METHODES	45
3. RESULTATS ACQUIS	54
3.1. Suivi des cultures *in vitro* pour la bonne conduite des tests biologiques	54
3.1.1. Test en Ballons de 10 litres	54
3.1.2. Tests en Erlenmeyers de 250 ml	58
3.1.3. Comparaisons des 10 séries d'expériences entre ballons de 10 litres et erlenmeyers de 250 ml	59
3.2. Facteurs limitants de la croissance d'*Haslea ostrearia* en condition naturelle de gestion hydraulique pour les eaux des claires ostréicoles de la station expérimentation IFREMER de La Tremblade	61
3.3. Evolution des teneurs en pigments totaux et carotènoïdes	61
3.4. Evolution des teneurs en protéines et glucides	71
3.5. Evolution des paramètres physico-chimiques	73
3.5.1. Pour les eaux brutes de la claire témoin	73
3.5.2. Pour les cultures en ballons au pic de biomasse	76
4. CONCLUSIONS	77
ANNEXES	79
BIBLIOGRAPHIE	83

Les analyses statistiques ont été réalisées sur le logiciel STATITCF, pour chaque analyse de variance les critères de normalité de distribution des résidus ont été respectés, soit en estimant certaines valeurs (méthodes de Yates), soit en transformant les données en log(x) pour normaliser les distributions.



PLAN DU RESEAU HYDRAULIQUE DE LA STATION EXPERIMENTALE IFREMER DE RONCE-LES-BAINS

LES PRELEVEMENTS D'EAU SE REALISENT DANS LA CLAIRE TEMOIN (CLAIRE 4, SANS HUITRES)

Etude des paramètres limitants de la production d'*Haslea ostrearia* Simonsen en conditions naturelles de gestion hydraulique d'un marais expérimental.

Depuis le 15 Octobre 1994, 5 périodes de prélèvements ont fait l'objet de cette étude, soit une de plus par rapport au programme initialement établi. La plupart des données et analyses relatives à ces cinq périodes sont exposées ci-après. Seule l'analyse des CHN, non encore réalisée, se fera prochainement au Laboratoire IFREMER de La Tremblade.

1 - Introduction

On peut exprimer la capacité d'une population algale unicellulaire à croître jusqu'à une limite caractéristique d'une eau donnée par une estimation de la fertilité de cette eau au moyen de tests biologiques, encore appelés tests de fertilité. Les tests de fertilité (AGP tests : Algal Growth Potential Test) et les tests d'enrichissements différentiels sont utilisés en océanographie depuis les années 1970 (Berland *et al.* 1973 a, 1973 b, 1973 c, Charpy-Roubaud *et al.* 1982, Maestrini et Robert, 1981, Klapwijk *et al.* 1989, Barbosa 1989, Nishijima et Hata 1991, Bonetto *et al.* 1991, Rudeck *et al.* 1991, Lukavsky 1992). C'est donc au moyen de tests AGP qu' il a été décidé de déterminer les paramètres nutritionnels limitant la production d'*H. ostrearia* pour des eaux du bassin de Marennes-Oléron collectées en période hivernale.

Les eaux étudiées proviennent en effet d'une claire ostréicole (sans huître), d'un marais expérimental de la station IFREMER La Tremblade (Commune de Ronce-les-Bains, Charente Maritime, cf. plan de la zone d'étude ci-contre). Les eaux ont été récoltées en fin de période automnale et en période hivernale. C'est en effet durant cette période que la fertilité des eaux des claires semble maximale (Robert *et al.* 1979) pour l'espèce algale considérée, et que de plus les apports en azote minéral dans la colonne d'eau, ainsi que l'absorption par les sédiments de nitrates sont importants (Feuillet *et al.* 1988).

2 - Matériels et méthodes

Dix campagnes de prélèvement ont été réalisées, constituant ainsi cinq cycles complets de suivis (Tableau 1). En effet, les prélèvements ont lieu au moment de l'alimentation du marais en eau à chaque marée (début de la "boyance" pour des

coefficients > à 80), et en fin de séjour de l'eau dans les claires (coefficient ≤ 70) avant que celle-ci ne soit renouvelée.

Tableau 1 : Dates des prélèvements réalisés, coefficient de marée et situation dans le cycle de marée.

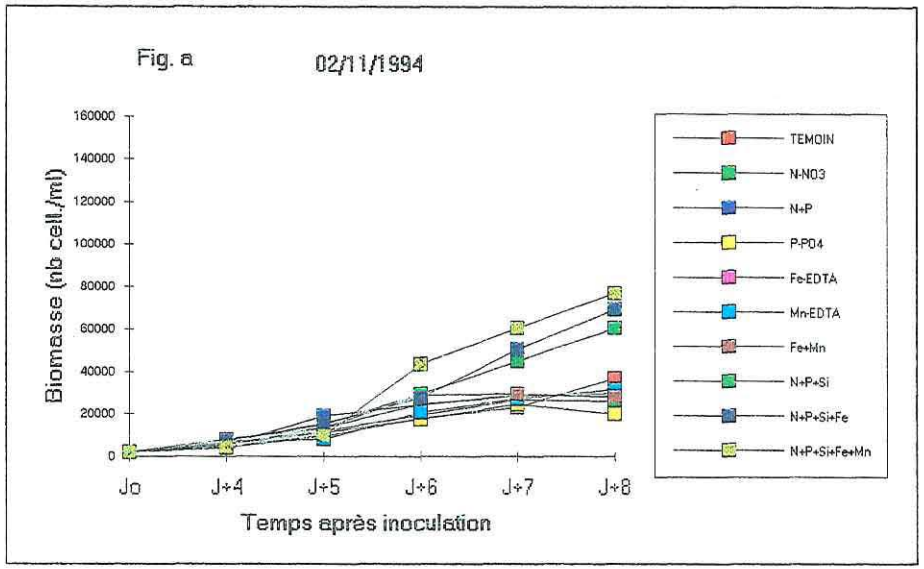
Campagne	Coefficient	Position dans le cycle de Marée
2/11/94	98	Début vives eaux
17/11/94	72	Fin mort d'eau
1/12/94	91	Début vives eaux
15/12/94	62	Fin mort d'eau
18/1/95	88	Début vives eaux
30/1/95	93	Début vives eaux
1/3/95	101	Début vives eaux
14/3/95	60	Fin mort d'eau
18/4/95	101	Début vives eaux
27/4/95	76	Fin mort d'eau

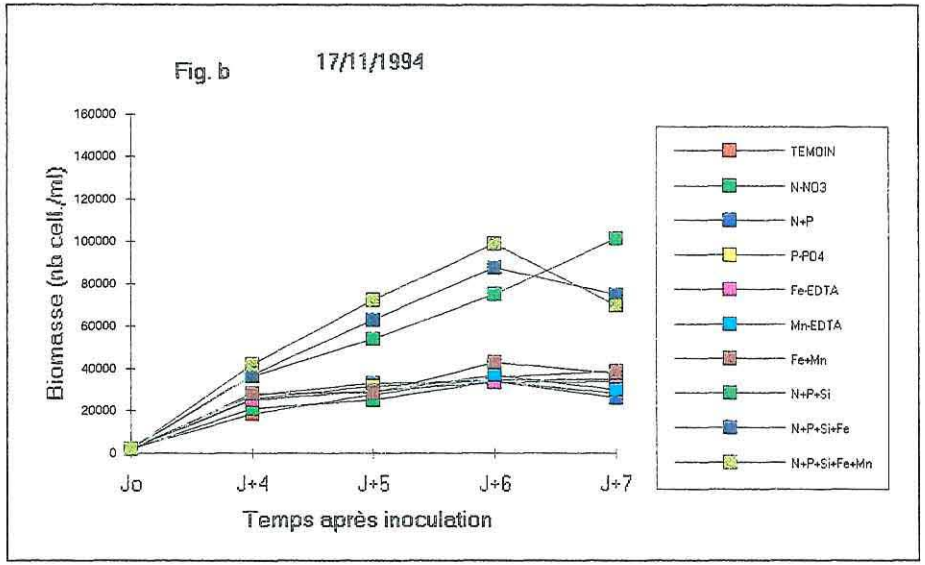
Pour le prélèvement du 30/1/95, le coefficient de marée correspond à celui d'une marée de vives eaux, car pour des raisons pratiques, la phase de stabulation a été prolongée de façon artificielle.

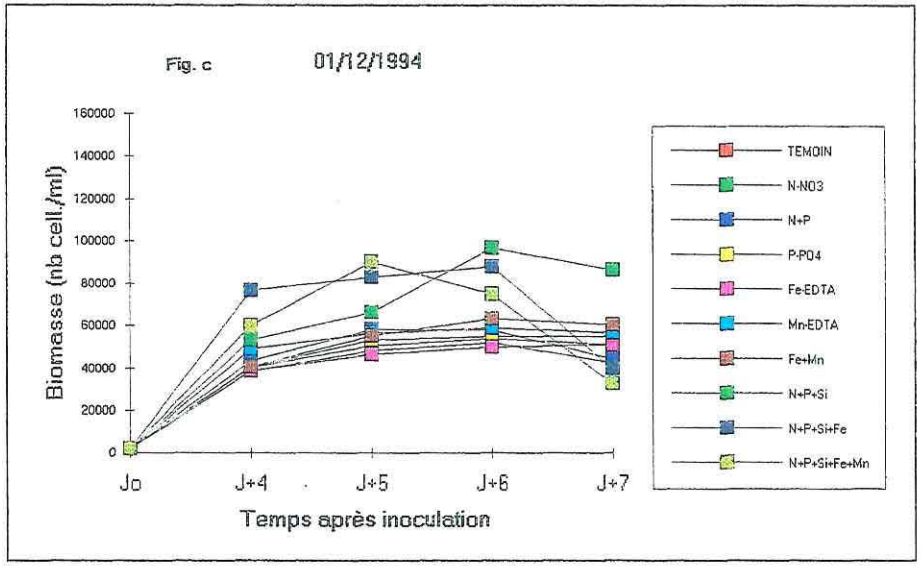
Pour chaque campagne, l'eau est prélevée et filtrée sur place sur membrane de 1,2 µm de vide de maille (Préfiltration et Filtration), et répartie dans 3 bidons de 25 litres. Les échantillons ainsi récoltés sont acheminés dans les meilleurs délais au laboratoire de Biologie Marine de Nantes, et stockés en chambre froide durant la nuit. Le lendemain matin, une nouvelle filtration est réalisée sur membrane de 0,45 µm de vide de maille (Préfiltration et Filtration).

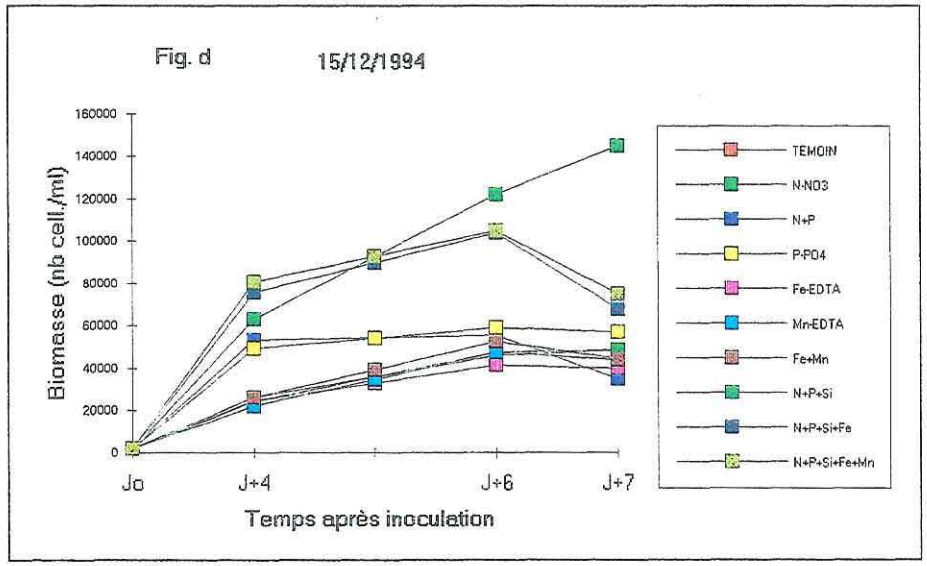
L'eau est ensuite répartie dans 10 ballons de 10 litres à raison de 4 litres par ballons et dans 30 Erlenmeyers (100 mL/Erlenmeyers de 250 mL). Les ballons et les erlenmeyers avaient été préalablement autoclavés. En effet, il est apparu intéressant de réaliser la même série d'expérience en flacon de petit volume.(Voir Figures A, B, C en annexes).

Des enrichissements sont réalisés, empruntant des concentrations identiques à celles du milieu synthétique ES 1/3; leurs compositions figurent dans le Tableau 2. C'est pourquoi, à chaque fois pour le témoin et les 9 enrichissements, l'expérience a été réalisée en triplicata (30 erlenmeyers), afin de donner un poids statistique aux premières constatations observées en grand volume.









EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE **EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE**

Fig a, b, c, d : Evolution des densités numériques cellulaires (Cell. /mL) en fonction du temps pour les 4 séries d'expériences suivantes.

Tableau 2 : Nature et concentration des éléments et composés utilisés pour la réalisation d'enrichissement (le chélateur EDTA est ajouté à concentration égale de Fe et Mn).

Nature et concentration des éléments et composés après enrichissement		Forme chimique utilisée	Composition des enrichissements
N	100 µM	$NaNO_3$	Témoin
			N
P	6.25 µM	K_2HPO_4 , 3 H_2O	P
			N+P
Si	100 µM	Na_2SiO_3 , 5 H_2O	N+P+Si
			Fe+EDTA
Fe	2 µM	$FeCl_3$. 6 H_2O	Mn+EDTA
			Fe +Mn+EDTA
Mn	1 µM	$MnCl_2$. 4 H_2O	N+P+Si+Fe+EDTA
			N+P+Si+Fe+Mn+EDTA
EDTA	Variable	Na_2EDTA	

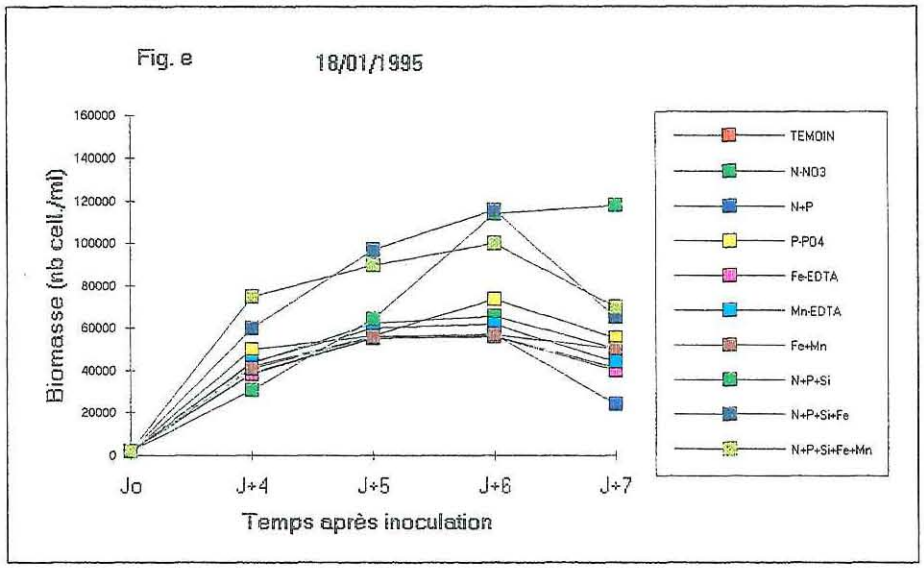
Les concentrations utilisées (Tableau 2) sont supérieures à celles des nutriments contenus dans l'eau de mer en général, afin que l'enrichissement se traduise par une croissance significativement plus forte que celle observée sur l'eau non enrichie et suffisamment faible pour que les voies métaboliques de l'assimilation soient les mêmes qu'*in situ*.

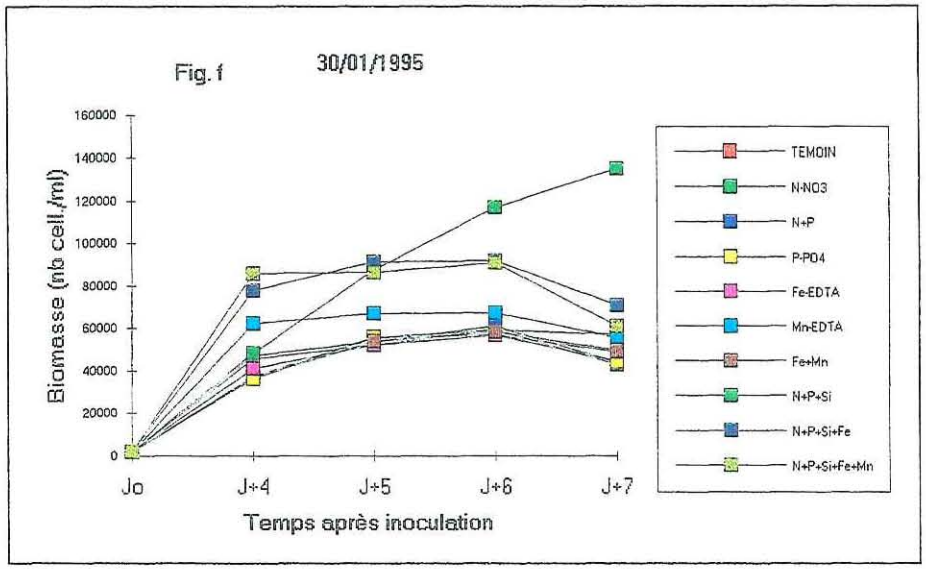
Parallèlement un inoculum d'*H. ostrearia* est préparé 7 jours avant l'ensemencement, afin d'obtenir une biomasse suffisante. Cet inoculum est passé 48 heures sur milieu pauvre, afin d'épuiser les cellules algales de leurs réserves potentielles (Berland *et al.* 1973, a, Maestrini et Robert, 1981). Ensuite cette culture axénique de navicules est introduite dans les 10 ballons et les 30 erlenmeyers à une concentration de 2000 cellules.mL^{-1}. Les cultures ainsi mises en place sont maintenues à température constante de 18°C, sous un éclairement de 2000 lux, avec un rythme jour-nuit de 14h-10h.

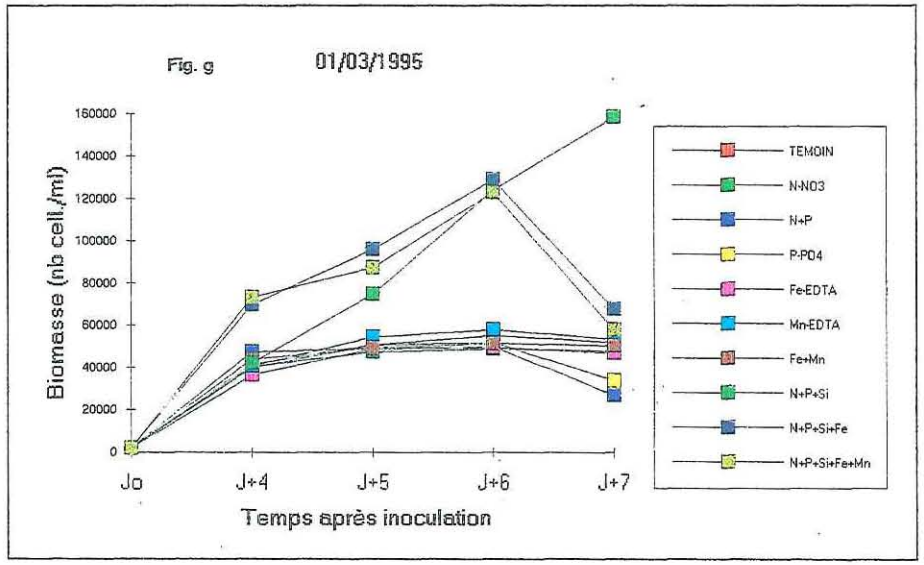
A partir du 4ème jour les biomasses présentes sont estimées par mesure des densités numériques cellulaires et des teneurs en chlorophylle *a* (Chl *a*), Phéopigments et caroténoïdes. Les densités numériques cellulaires sont mesurées au moyen de lames hématimétriques de type Nageotte. Les concentrations en chlorophylle *a* et en phéopigments sont estimées suivant le protocole de Lorenzen (1967). Un certain volume de culture est filtré sur filtre Whatman GFC, selon la densité numérique en cellule de la culture; les pigments sont extraits à l'acétone 90 %, par broyage du filtre et mis au réfrigérateur entre 2 et 3 heures; les extraits sont ensuite centrifugés pendant 10 minutes à 2500 tours/min. (Protocole de Strickland et Parsons, 1972). Les densités optiques (DO) sont lues au spectrophotomètre à 480, 510, 665, et 750 nm; les teneurs en phéopigments sont estimées après acidification au HCl 20 %.

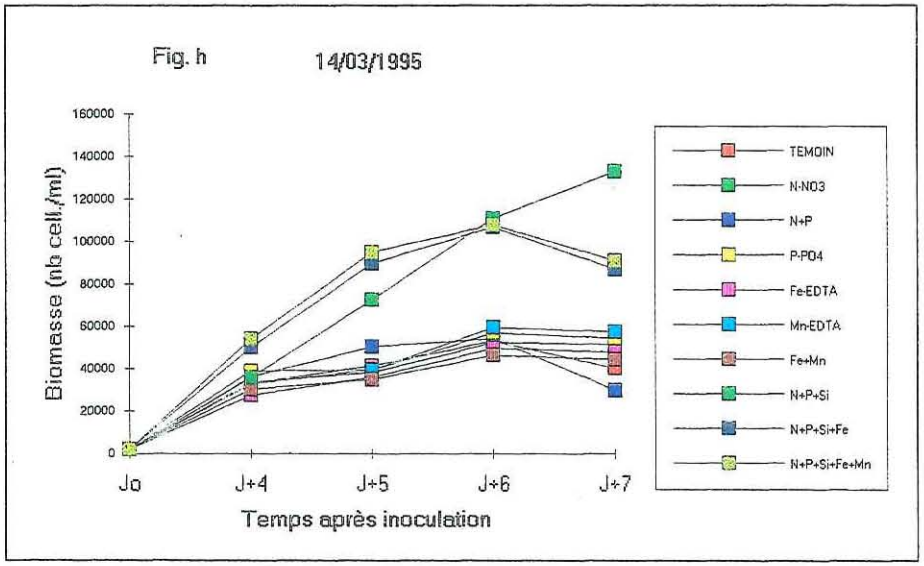
Tableau 4 : Fertilité potentielle des eaux des claires ostreïcoles de la station expérimentale IFREMER de La Tremblade exprimée en terme de biomasse maximale produite (Cell./mL) pour certains des enrichissements et pour des cultures en ballons de 10 Litres.

CAMPAGNE DE PRELEVEMENT		ENRICHISSEMENT	BIOMASSE MAXIMALE (Cellules/mL)
Nov. 94	Eau entrant	N+P+Si+Fe+Mn+EDTA (J+8)	77000
	Eau ayant stabulé	N+P+Si (J+7)	101500
Dec. 94	Eau entrant	N+P+Si (J+6)	96800
	Eau ayant stabulé	N+P+Si (J+7)	135000
Jan. 95	Eau entrant	N+P+Si (J+7)	118000
	Eau ayant stabulé	N+P+Si (J+7)	135000
Mars 95	Eau entrant	N+P+Si (J+7)	158600
	Eau ayant stabulé	N+P+Si (J+7)	133000
Aril 95	Eau entrant	N+P+Si+Fe+EDTA (J+6)	149000
	Eau ayant stabulé	N+P+Si (J+5)	153000



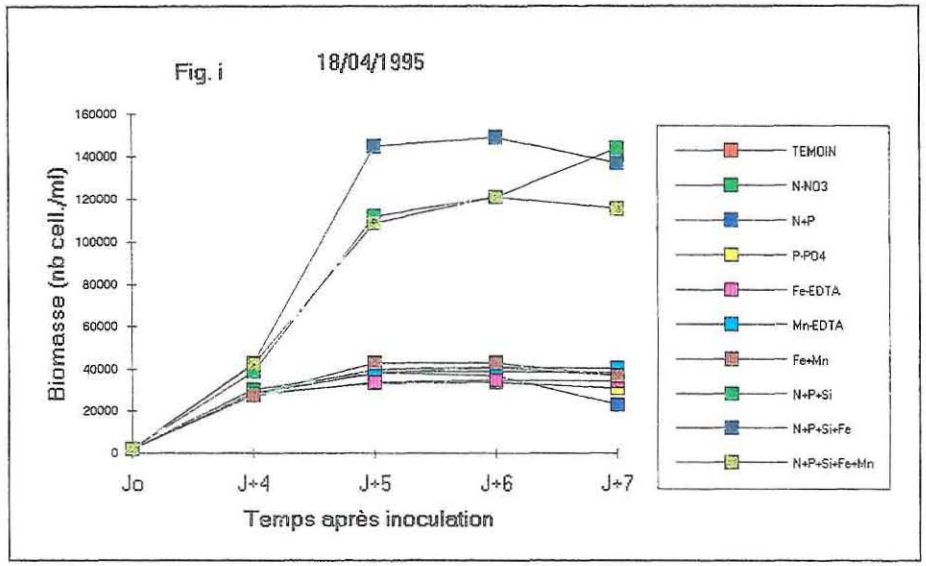


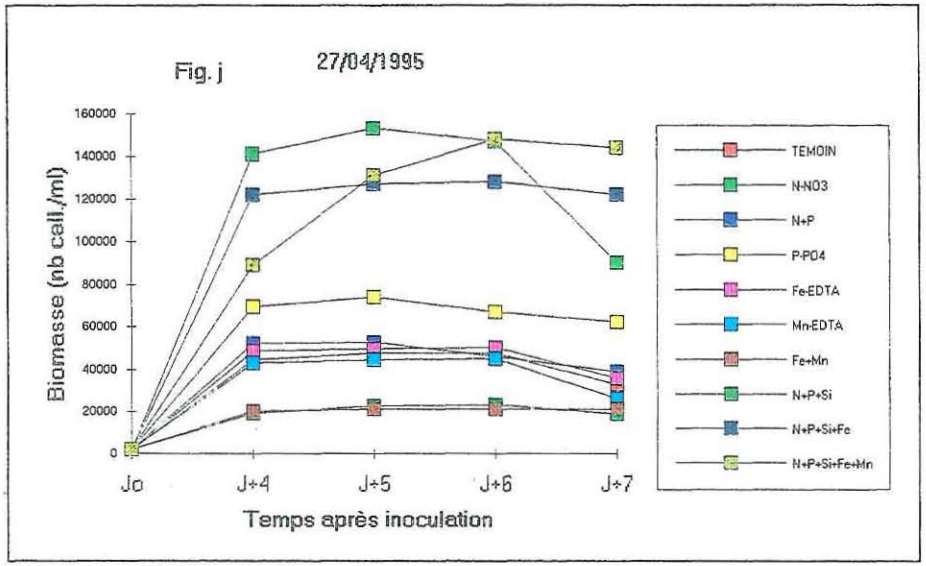




EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE | **EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE**

Fig e, f, g, h : Evolution des densités numériques cellulaires (Cell. /mL) en fonction du temps pour les 4 séries d'expériences suivantes.



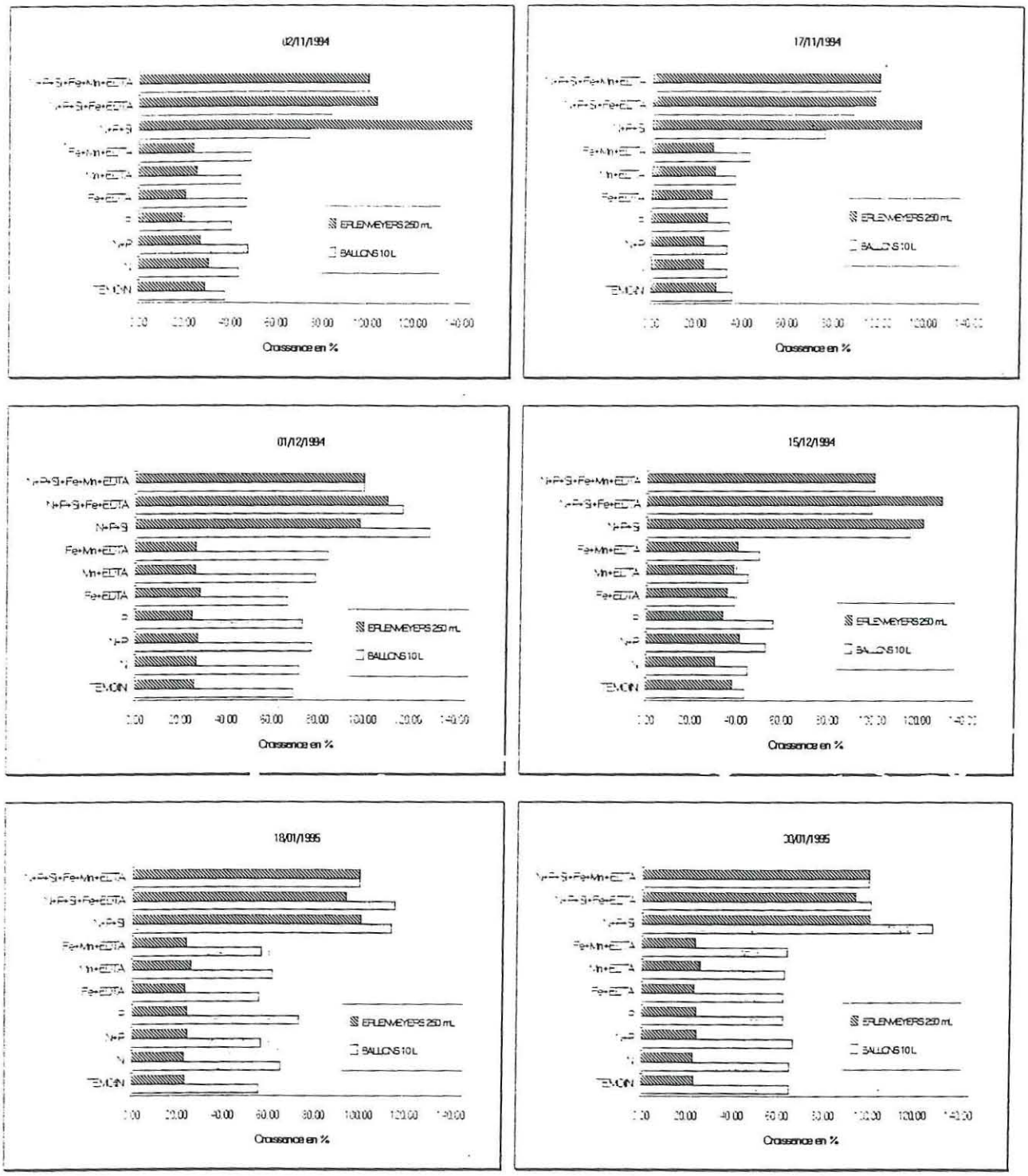


EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE **EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE**

Fig i, j : Evolution des densités numériques cellulaires (Cell. / mL) en fonction du temps pour les 2 séries d'expériences suivantes.

Tableau 3 : Evolution des densités numériques cellulaires (c/mL) au cours du temps pour les 10 séries d'expériences en Ballons de 10 litres en fonction des différents enrichissements.

		TEMOIN	N-NO3	N+P	P-PO4	Fe-EDTA	Mn-EDTA	Fe+Mn EDTA	N+P+Si	N+P+Si+Fe-EDTA	N+P+Si+Fe-Mn EDTA
02.11.1994	Jo	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
	J+4	4000	6500	5400	5700	7900	6700	5200	7300	7200	4500
	J+5	9400	12000	19000	11200	13500	7300	13500	15000	15600	9900
	J+6	18000	19600	24300	17600	24600	29700	28900	29400	27500	43500
	J+7	**23000**	**26500**	**29000**	**24600**	**28500**	**27000**	**29500**	**45000**	**50600**	**60500**
	J+8	37000	26000	28500	20000	30000	31700	28000	60700	69500	77000
17.11.1994	Jo	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
	J+4	18640	21000	27900	25600	25200	28200	28000	36500	37200	42000
	J+5	27520	25000	33200	31700	29300	29000	28500	54000	63000	72300
	J+6	**36000**	**33800**	**33800**	**34600**	**33500**	**37000**	**43000**	**75300**	**87900**	**99000**
	J+7	39000	28000	26000	34900	34000	30000	38000	101500	75000	70000
01.12.1994	Jo	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
	J+4	38800	40500	43400	40400	39000	49000	40800	53300	76600	60200
	J+5	48200	50600	58300	53200	46500	56500	55400	66400	83000	90400
	J+6	**52100**	**54000**	**58000**	**55000**	**50100**	**59200**	**63400**	**96800**	**88000**	**75000**
	J+7	42800	51000	44600	55000	51000	56800	60600	86600	40000	33000
15.12.1994	Jo	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
	J+4	26000	24200	53300	49200	24500	22000	26000	63000	75700	80800
	J+5	36000	35850	54400	54100	33000	34750	39250	92500	89850	92900
	J+6	**46000**	**47500**	**55500**	**59000**	**41500**	**47500**	**52500**	**122000**	**104000**	**105000**
	J+7	48500	48500	35000	57000	40000	44000	44500	145000	68000	75000
18.01.1995	Jo	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
	J+4	39000	43500	42000	50000	38500	44000	41000	31000	60000	75000
	J+5	55600	62300	56300	56500	55200	60200	56000	64300	97000	89700
	J+6	**56200**	**65500**	**57000**	**73600**	**56000**	**61800**	**57000**	**114000**	**115600**	**100000**
	J+7	41200	50500	24000	55200	40000	44100	50200	118000	65000	70000
30.01.1995	Jo	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
	J+4	37500	45800	37000	36400	41100	62400	47200	48500	78000	86000
	J+5	55800	52200	54000	56000	52400	67200	54000	87800	91500	86500
	J+6	**59400**	**59600**	**61000**	**57000**	**57000**	**67500**	**58500**	**117000**	**92000**	**91000**
	J+7	57400	43000	44000	44500	48900	55700	49800	135000	71000	61000
01.03.1995	Jo	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
	J+4	39900	40500	47500	41500	36500	40700	44000	42300	70000	73400
	J+5	50800	47500	49000	50800	49000	54500	49500	75000	96200	87500
	J+6	**55200**	**49000**	**50000**	**52000**	**49500**	**58000**	**51500**	**124000**	**129000**	**123000**
	J+7	52000	48000	27000	34000	47000	53500	50500	158600	68000	58000
14.03.1995	Jo	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
	J+4	32800	33600	36200	39000	27500	33000	30300	36000	50300	54200
	J+5	41500	38200	50500	39500	36000	39500	35000	72600	89800	95000
	J+6	**53200**	**52500**	**54400**	**57000**	**49800**	**59500**	**46500**	**111000**	**107000**	**107800**
	J+7	40100	51600	30000	54500	48100	57500	44500	133000	87000	91000
18.04.1995	Jo	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
	J+4	29000	30500	28000	28500	27500	28500	28000	39000	43000	42500
	J+5	38000	39000	38500	33500	34000	26000	43000	112000	145000	109000
	J+6	**41000**	**39000**	**37000**	**34000**	**35000**	**41000**	**43000**	**121000**	**149000**	**121000**
	J+7	37000	38500	23000	31000	34500	40500	37000	144000	137000	115500
27.04.1995	Jo	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000	2000
	J+4	44500	19000	52000	69500	48500	43000	20000	141000	122000	89000
	J+5	47500	22500	52600	74000	49500	44500	21000	153000	127000	131000
	J+6	**47500**	**23000**	**46000**	**67000**	**50000**	**45000**	**21000**	**147000**	**128000**	**148000**
	J+7	33000	18800	39000	62000	36000	25000	21000	90000	122000	144000



EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE **EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE**

Fig 1 : Pourcentage de croissance de l'algue test *Haslea ostrearia* en présence des différents enrichissements par rapport au melange N+P+Si+Fe+Mn+EDTA au pic de Biomasse.

$$\text{Chl a } (\mu g.L^{-1}) = \frac{26{,}7*((Do_{665o} - Do_{750o}) - (Do_{665a} - Do_{750a}))*v}{V*L}$$

$$\text{Phéo.} (\mu g.L^{-1}) = \frac{26{,}7*(1{,}7*(Do_{665a} - Do_{750a}) - (Do_{665o} - Do_{750o}))*v}{V*L}$$

$$\text{Caroténoïdes } (\mu g.L^{-1}) = \frac{7{,}6*((Do_{480o} - Do_{750o}) - 1{,}49*(Do_{510o} - Do_{750o}))*v}{V*L}$$

La Do 750 nm correspond à une mesure de correction au minimum d'absorption. L'indice o indique la lecture brute, l'indice a symbolise lui la valeur après acidification. Le volume v correspond au volume d'acétone en mL contenant l'extrait, le volume V est le volume en L de culture filtré et L est le chemin optique en cm.

Les paramètres physico-chimiques des échantillons d'eau sont estimés (NO_2, NO_3, NH_4, PO_4, SiO_3) par passage des échantillons à l'analyseur automatique Skalar suivant les protocoles d'analyse respectifs décrits par Strickland et Parsons (1972). Parallèlement les dosages des paramètres estimatifs de biomasses sont réalisés; il s'agit des dosages des protéines (Protocole de Lowry *et al.*, 1951), des glucides (Protocole de Dubois *et al.*, 1956), du carbone et de l'azote particulaire (CHN).

3 - Résultats acquis

3 - 1 Suivi des cultures *in vitro* pour la bonne conduite des tests biologiques

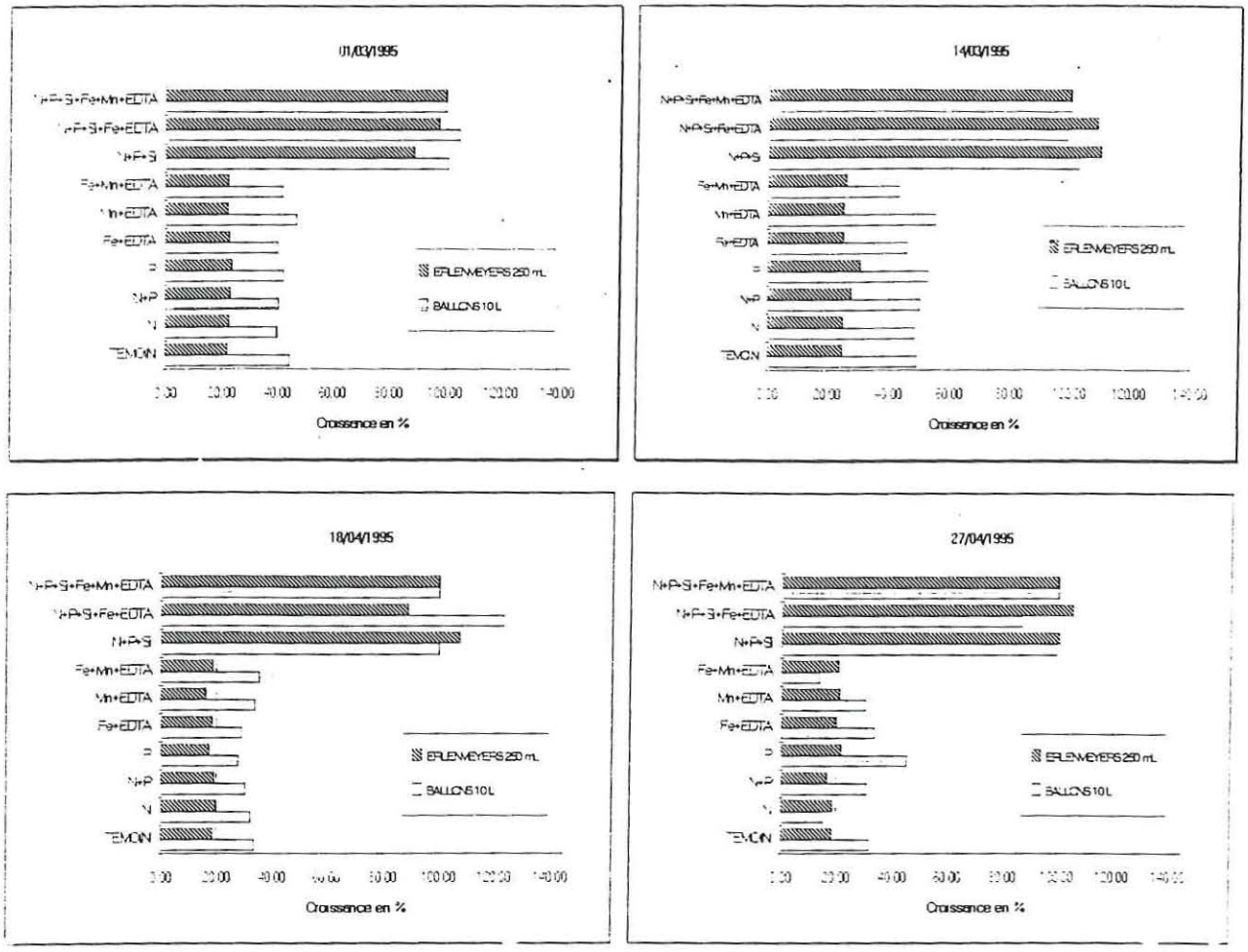
L'évolution des densités numériques cellulaires a été suivie chaque jour à partir du 4ème jour après inoculation, afin de situer le pic de biomasse dans le temps.

3-1-1 Test en Ballons de 10 litres.

Le suivi journalier des densités numériques cellulaires pour les dix séries d'expériences est présenté dans le Tableau 3. Globalement, pour les différents enrichissements, le pic de biomasse se situe au 6ème jour excepté pour la 1ère expérience, 7ème jour (voir Fig. 1 a, b, c, d, e, f, g, h, i, j).

Sur ces graphiques, dès les premiers jours de culture, les trois enrichissements contenant la silice se distinguent des autres. Cette constatation s'applique à toutes les séries d'expériences, et se confirme au pic de biomasse (phase de plateau).

On peut remarquer de plus que les enrichissements (N+P+Si+Fe+EDTA) et (N+P+Si+Fe+Mn+EDTA), pour la plupart des séries d'expériences, révèlent un effet défavorable de ces métaux sur la croissance à partir du 7ème jour de culture, puisque les



EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE **EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE**

Fig 1 bis : Pourcentage de croissance de l'algue test *Haslea ostrearia* en presence des différents enrichissements par rapport au melange N+P+Si+Fe+Mn+EDTA au pic de Biomasse.

densités numériques cellulaires chutent par rapport à N+P+Si, alors que l'addition de ces métaux avait un effet stimulant durant les premiers jours de culture (pente de la courbe entre J0 et J+4).

Si on s'intéresse maintenant aux densités cellulaires au pic de biomasse, J+7 pour la première expérience et J+6 pour les autres séries. On peut exprimer la croissance en pourcentage par rapport au mélange le plus enrichissant N+P+Si+Fe+Mn+EDTA (voir Fig. 1 et 1 bis). On peut ainsi isoler plus facilement les éléments nutritifs susceptibles d'être facteurs limitants. Pour les ballons, dans toutes les séries d'expériences, on retrouve les trois enrichissements contenant la silice, qui se distinguent nettement des autres enrichissements.

En réalisant une analyse de variance sur les densités numériques cellulaires (exprimées en cell./mL) au pic de biomasse, on peut essayer de répondre aux questions suivantes.

- Observe-t-on des différences significatives entre des eaux qui entrent et des eaux qui ont séjourné dans la claire, tous enrichissements confondus ?
- Observe-t-on des différences significatives entre les différents enrichissements sans tenir compte de la qualité de l'eau ?
- Observe-t-on des différences significatives entre les différents enrichissements en fonction de la qualité de l'eau (eau entrant ou eau ayant stabulé) ?

Les résultats de l'analyse de variance figurent dans le Tableau 5 ci-dessous.

Tableau 5 : Analyse de variance sur les densités numériques cellulaires (ddl : degrés de liberté, F : Facteur F) (Résultats du test avec un risque de première espèce de 0.05, * : Test significatif : on observe des différences significatives).

	Ballons		Erlenmeyers	
	ddl	F	ddl	F
Qualité de l'eau	1	0.04	1	1.30
Enrichissements	9	**34.52 ***	9	**68.05 ***
Qualité eau -* Enrichissements	9	0.61	9	0.21

Tableau 6 : Moyenne et déviation standart des densités numériques cellulaires observées au pic de biomasse pour les 10 séries d'expériences réalisées en triplicata en erlenmeyers de 250 mL .

	Témoin		N		N+P		P		Fe+EDTA		Mn+EDTA		FE+Mn +EDTA		N+P+Si		N+P+Si+Fe+ EDTA		N+P+Si+Fe+Mn +EDTA	
	X	sd	X	sd	X	sd	X	sd	X	sd	X	sd	X	sd	X	sd	X	sd	X	sd
2/11/94 (J+7)	29000	1803	30500	3786	27000	1258	19100	1041	20600	2517	25500	1732	24000	3000	143000	1000	102500	1258	98800	12332
17/11/94 (J+6)	30900	764	25000	866	25000	1893	26500	1041	28600	2466	29800	5795	29000	6083	123800	1756	102500	7251	104600	4726
1/12/94 (J+6)	45500	4272	47200	2930	48000	6000	43800	1893	49600	1893	46200	1155	46300	4041	170000	25100	191000	18339	172600	19140
15/12/94 (J+6)	54700	1443	44000	3512	59000	4252	48600	4311	51200	3547	55300	3617	57600	2555	172500	13577	184000	11719	141300	26713
18/1/95 (J+6)	43300	4907	43500	1323	39800	3686	44000	5196	49200	2082	39300	3215	43000	3000	155700	11504	162300	7234	163000	8544
30/1/95 (J+6)	41800	3686	41000	2784	43800	3753	43500	2291	42000	1500	46500	4770	42800	3329	178200	10504	166500	10540	177000	15500
1/3/95 (J+6)	40400	3427	41200	6371	42000	2237	43000	5460	41400	1721	40200	2836	40500	5227	160500	16023	176700	3495	180800	5204
14/3/95 (J+6)	39100	4897	39500	2095	43400	11192	48300	9350	39500	5402	39400	3674	40800	6274	171800	4072	169700	4512	155500	5749
18/4/95 (J+6)	27500	3122	29000	2227	28250	3181	25300	3511	27100	2262	23750	353	27250	1060	155750	3889	128850	495	145100	4384
27/4/95 (J+6)	29833	1607	30300	3403	27200	750	35000	1550	31400	2622	34300	763	33500	2627	161000	34073	169000	16724	160200	20508

On ne met pas en évidence de différences significatives entre des eaux qui entrent et des eaux qui ont stabulé dans la claire, tous enrichissements confondus pour les densités numériques cellulaires observées. Par contre, entre enrichissements, les différences sont significatives en terme de densités numériques cellulaires observées.

Le test de Newman-Keuls (SNK) au seuil de 5% permet de classer les moyennes observées par ordre croissant et d'isoler des groupes homogènes, le résultat de ce test permet d'isoler deux groupes d'enrichissements différents : le premier constitué de (N+P+Si, N+P+Si+Fe+EDTA, N+P+Si+Fe+Mn+EDTA) et le second de (P, Mn+EDTA, N+P, Témoin, Fe+Mn+EDTA, Fe+EDTA, N).

3-1-2 Tests en Erlenmeyers de 250 mL.

Pour les Erlenmeyers, chaque série d'expériences est réalisée en triplicata : les densités numériques cellulaires moyennes, ainsi que les écart-types observés au pic de biomasse sont consignés dans le Tableau 6.

Si on regarde l'évolution de la croissance au pic de biomasse, exprimée en pourcentage de la croissance de l'enrichissement N+P+Si+Fe+Mn+EDTA, on remarque comme pour les ballons, que trois enrichissements se distinguent nettement des autres : il s'agit là encore de N+P+Si, N+P+Si+Fe+EDTA, et N+P+Si+Fe+Mn+EDTA. En réalisant une analyse de variance, on peut répondre aux questions posées précédemment (Résultats de l'analyse Tableau 5).

Il n'y a pas de différence significative entre des eaux qui entrent et des eaux ayant séjourné dans la claire; par contre, on observe une différence significative entre les différents types d'enrichissements. Le test SNK permet d'isoler comme précédemment, deux groupes homogènes parmi les enrichissements, au risque de 5 %.

- premier groupe : (N+P+Si, N+P+Si+Fe+EDTA, N+P+Si+Fe+Mn+EDTA).

- deuxième groupe : (Témoin, Fe+Mn+EDTA, N+P, Mn+EDTA, Fe+EDTA, N, P).

3-1-3 Comparaisons des 10 Séries d'expériences entre ballons de 10 litres et erlenmeyers de 250 mL.

On peut comparer par une analyse de variance les densités numériques cellulaires (cell./mL) observées en ballons et erlenmeyers, pour des eaux entrant ou ayant stabulé dans la claire, et pour les différents enrichissements. Les résultats figurent dans le Tableau 7).

Tableau 7 : Analyse de variance sur les densités numériques cellulaires (ddl : degrés de liberté, F : Facteur F) (Résultats du test avec un risque de première espèce de 0.05, * : Test significatif : on observe des différences significatives).

	ddl	F
Verrerie	1	0.18
Qualité de l'eau	1	0.001
Enrichissements	9	**206.9 ***
Verrerie * Qualité de l'eau	1	1.45
Verrerie * Enrichissements	9	**24.93 ***
Qualité eau * Enrichissements	9	0.50
Verrerie * Qualité eau * Enrichissements	9	0.39

On n'observe pas de différence significative entre ballons et Erlenmeyers (Verrerie), ni entre l'eau entrant et l'eau ayant séjourné dans la claire (Qualité eau). Par contre le test F est significatif pour les enrichissements, et entre enrichissements en ballons et enrichissements en erlenmeyers. Le test SNK au seuil de 5% permet d'isoler les groupes homogènes suivants :

- premier groupe : les enrichissements (N+P+Si+Fe+EDTA, N+P+Si, N+P+Si+Fe+Mn+EDTA) pour les erlenmeyers.

- deuxième groupe : les enrichissements (N+P+Si, N+P+Si+Fe+EDTA, N+P+Si+Fe+Mn+EDTA) pour les Ballons.

- troisième groupe : les enrichissements (Mn+EDTA, P, N+P, Fe+Mn+EDTA, N, Témoin, Fe+EDTA) pour les ballons, et les enrichissements (N+P, Fe+EDTA, P, Fe+Mn+EDTA, Mn+EDTA, Témoin, N) pour les erlenmeyers.

Tableau 9 : Teneurs en Pigments totaux (Pig. tot) et Carotènoïdes (Car.) intracellulaires en µg.10E^6 cell.$^{-1}$ observées au pic de biomasse pour les 10 séries d'expériences réalisées en Ballons de 10L .

	Témoin		N		N+P		P		Fe+EDTA		Mn+EDTA		FE+Mn +EDTA		N+P+Si		N+P+Si+Fe+ EDTA		N+P+Si+Fe+Mn +EDTA	
µg 10E^6 cell^{-1}	Pig. tot	Car.	Pig. tot	Car.	Pig. tot	Car.	Pig. tot	Car.	Pig. tot	Car.	Pig. tot	Car.	Pig. tot	Car.	Pig. tot	Car.	Pig. tot	Car.	Pig. tot	Car.
2/11/94 (J+7)	3.10	1.81	3.47	1.69	3.22	1.57	2.40	1.37	2.46	1.43	2..31	1.40	2.49	2.27	2.80	1.00	2.76	1.36	3.51	1.15
17/11/94 (J+6)	0.99	0.84	1.66	0.78	3.31	1.82	0.66	0.15	0.84	0.49	0.79	0.02	0.76	0.18	1.69	1.06	2.28	0.83	2.42	1.02
1/12/94 (J+6)	1.80	1.24	1.79	1.25	1.43	1.08	1.58	1.08	1.59	1.02	1.64	1.04	1.19	0.84	1.42	0.55	2.49	1.11	2.97	1.38
15/12/94 (J+6)	0.47	0.29	0.54	0.35	2.69	0.65	0.33	0.19	0.58	0.44	0.84	0.59	0.68	0.59	1.22	0.76	2.57	1.01	2.36	1.03
18/1/95 (J+6)	1.75	1.08	1.52	1.07	2.64	1.60	1.62	1.09	1.90	1.31	1.90	1.12	2.03	1.47	0.97	0.61	2.32	1.05	2.76	1.37
30/1/95 (J+6)	0.69	1.45	1.75	1.15	2.46	1.63	2.12	1.04	0.78	0.80	0.82	0.82	0.82	0.75	0.72	0.47	2.71	1.47	2.38	1.20
1/3/95 (J+6)	1.26	1.02	1.53	1.14	2.30	1.27	2.43	1.64	0.95	0.93	1.55	1.34	1.36	1.13	1.15	0.97	2.56	1.42	1.93	0.92
14/3/95 (J+6)	0.37	0.49	1.63	0.71	2.68	1.25	0.39	0.50	0.62	0.59	0.44	0.39	0.38	0.44	1.22	1.01	2.63	1.52	2.81	1.65
18/4/95 (J+6)	0.89	0.73	0.72	0.67	1.85	1.08	0.91	0.83	1.39	1.06	0.81	0.70	0.71	0.69	1.12	0.82	2.22	1.31	2.25	1.33
27/4/95 (J+6)	0.45	0.50	0.40	0.57	1.63	0.91	0.29	0.17	0.37	0.28	0.31	0.36	0.46	0.64	0.64	0.33	1.81	1.05	1.79	0.99

Tableau 11 : Teneurs en Protéines (Prot.) et Gulcides (Gluc.) intracellulaires en µg.10E^6 cell.$^{-1}$ observées au pic de biomasse pour les 10 séries d'expériences réalisées en Ballons de 10L .

	Témoin		N		N+P		P		Fe+EDTA		Mn+EDTA		FE+Mn +EDTA		N+P+Si		N+P+Si+Fe+ EDTA		N+P+Si+Fe+Mn +EDTA	
µg.10E^6 cell^{-1}	Prot.	Gluc.	Prot.	Gluc.	Prot.	Gluc.	Prot.	Gluc.	Prot.	Gluc.	Prot.	Gluc.	Prot.	Gluc.	Prot.	Gluc.	Prot.	Gluc.	Prot.	Gluc.
2/11/94 (J+7)	151.94	46.35	107.03	30.08	129.17	3.42	74.08	28.67	125.97	29.47	134.26	28.97	126.09	27.01	132.83	23.43	155.02	36.97	137.63	25.74
17/11/94 (J+6)	77.01	15.79	91.01	19.08	96.11	23.71	56.95	17.55	48.39	13.02	49.32	18.13	36.37	18.69	49.16	14.29	75.09	24.31	75.52	20.29
1/12/94 (J+6)	23.34	26.93	30.33	17.18	66.76	26.64	45.14	24.18	56.82	20.13	28.73	17.84	27.24	19.62	14.18	13.91	61.61	21.58	53.22	29.85
15/12/94 (J+6)	38.20	20.05	38.03	17.87	109.65	27.96	41.93	14.92	53.43	19.93	40.60	14.49	33.08	25.40	57.51	14.48	80.66	25.36	77.02	33.35
18/1/95 (J+6)	83.98	27.96	75.34	21.72	87.45	25.43	59.32	17.89	78.84	32.65	75.04	24.09	80.81	25.12	45.08	11.83	84.10	24.02	89.82	25.65
30/1/95 (J+6)	101.88	28.71	74.30	21.48	78.89	19,51	87.46	21.30	52.89	27.00	46.40	21.10	53.23	18.08	45.26	12.85	60.82	40.22	88.14	31.56
1/3/95 (J+6)	92.36	17.95	98.99	23.48	122.69	22.05	107.34	20.97	74.88	24.13	94.78	16.62	87.70	22.26	57.62	14.19	78.91	23.07	86.17	27.43
14/3/95 (J+6)	44.38	15.36	69.85	14.47	90.94	18.67	42.22	13.31	55.95	17.81	43.93	11.04	56.73	13.71	61.63	12.81	103.52	20.6	110.41	27.69
18/4/95 (J+6)	58.19	34.47	33.97	19.94	73.20	19.74	64.02	23.11	56.17	4.43	56.96	8.78	51.04	7.37	45.68	9.00	66.10	28.29	67.99	20.14
27/4/95 (J+6)	31.81	7.40	43.65	6.05	65.66	43.59	19.57	1.00	29.76	3.28	31.88	1.75	33.90	20.16	27.96	5.77	74.52	20.59	62.59	18.70

3 - 2 Facteurs limitants de la croissance d'*Haslea ostrearia* en condition naturelle de gestion hydraulique pour les eaux des claires ostréicoles de la station expérimentale IFREMER de La Tremblade.

En se situant au pic de biomasse, il est aisé de distinguer un premier facteur limitant; par contre, il est plus difficile d'isoler un deuxième, voire un troisième facteur nutritionnel limitant (voir Tableau 8).

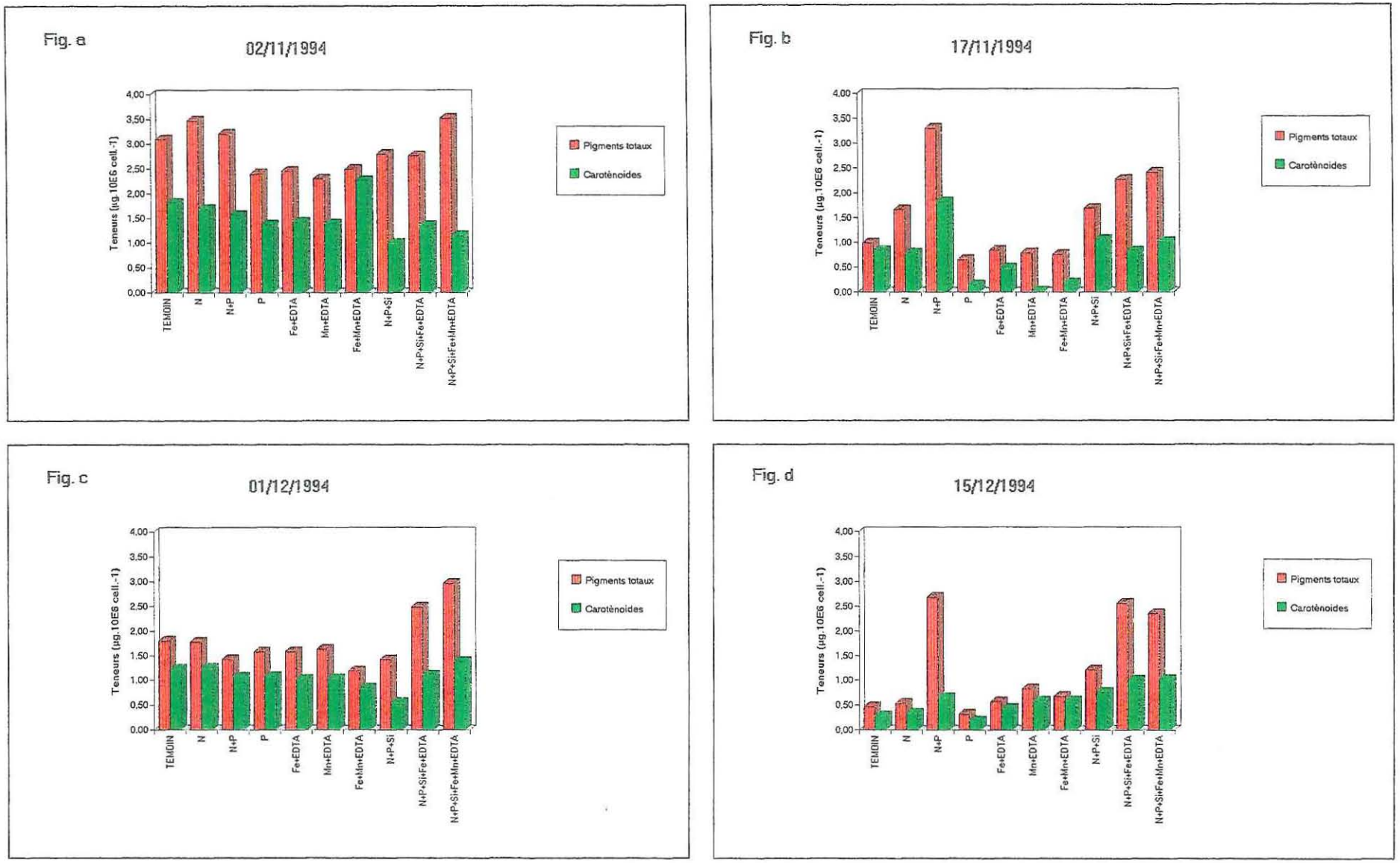
Tableau 8 : Facteurs nutritionnels limitant la fertilité des eaux du marais expérimental de la station IFREMER La Tremblade, pour les 10 séries d'expériences (entre le 2/11/94 et le 27/4/95). Résultats pour les ballons de 10 litres en fonction des densités numériques cellulaires observées au pic de biomasse.

	Facteurs limitants		
	1er	2ème	3ème
2/11/94	Si	(Fe-Mn)	/
17/11/94	Si	(Mn-Fe)	/
1/12/94	Si	(Mn-Fe)	/
15/12/94	Si	P	Mn
18/1/95	Si	P	(N-Mn)
30/1/95	Si	/	/
1/3/95	Si	Mn	/
14/3/95	Si	Mn	P
18/4/95	Si	/	/
27/4/95	Si	P	/

Le premier facteur limitant, en ballons comme en erlenmeyers est la silice. On constate plus difficilement un effet du couple métallique (Fe-Mn) : ces deux métaux accéléreraient la croissance en réduisant le temps nécessaire à l'obtention de la phase de plateau, mais ne permettraient pas d'obtenir de biomasse maximale significativement différente de celle observée pour la silice (voir Fig. 1 a, b, c, d, e, f, g, h, i, j, et les Tableaux 3 et 4).

Le deuxième facteur limitant majeur est difficile à isoler, il s'agirait du manganèse dans certains cas, mais aussi du phosphate pour d'autres séries d'expériences. Le test SNK confirme cette observation en classant pour les ballons le phosphore et le manganèse en première et deuxième position dans le deuxième groupe homogène d'enrichissements (Moyennes les plus élevées au sein de ce groupe).

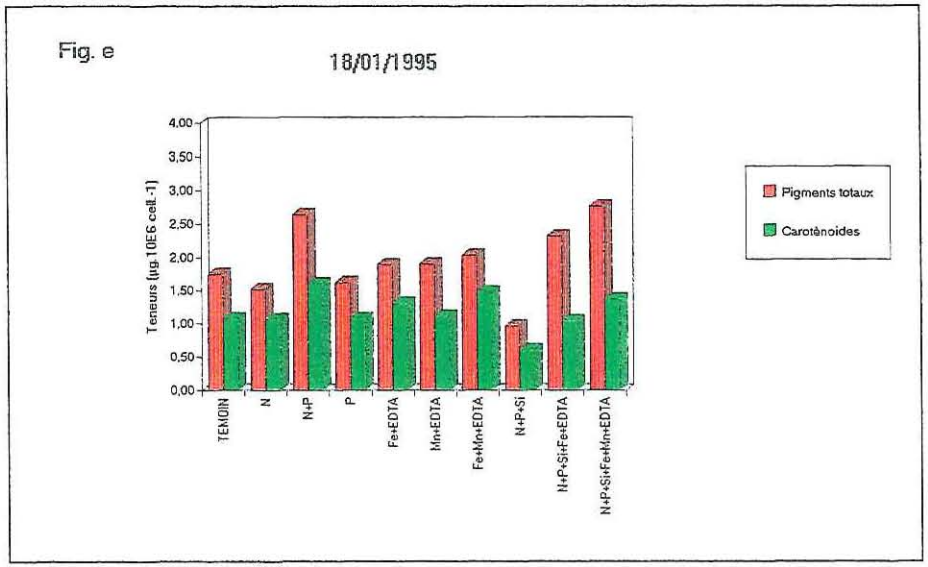
3 - 3 Evolution des teneurs en pigments totaux et carotènoïdes.

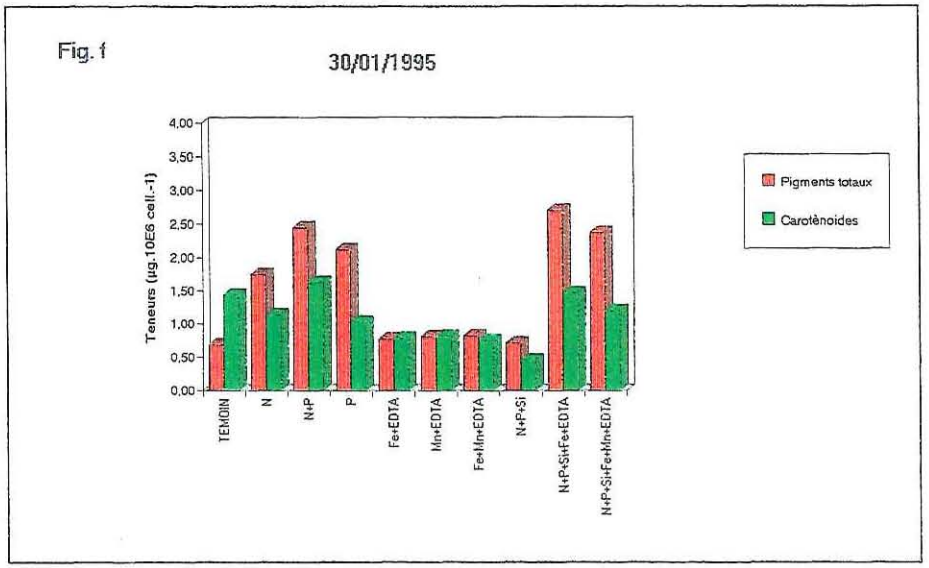


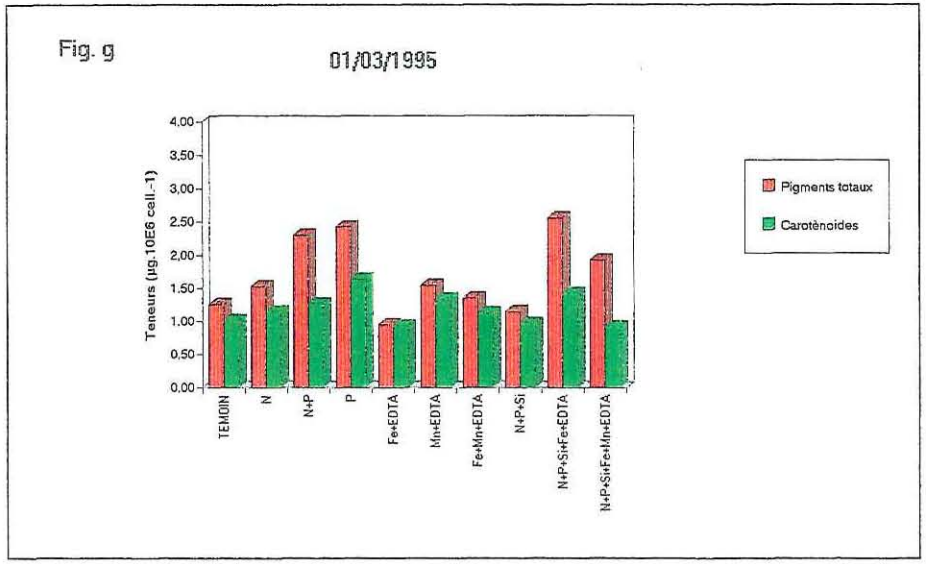
EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE

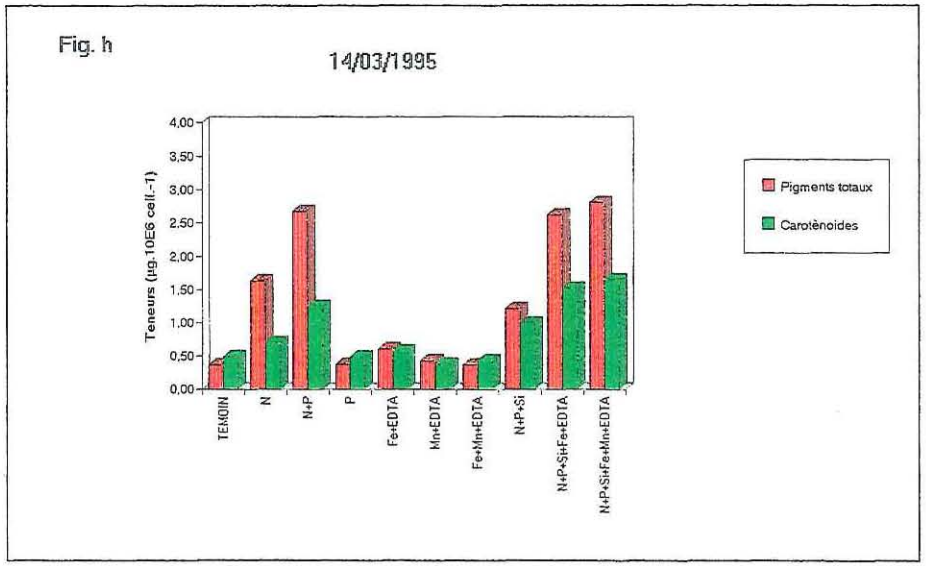
EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE

Fig 2 a, b, c, d : Evolution des teneurs en pigments totaux et carotènoïdes (µg.10E^6 cellules^{-1}) pour les différents enrichissements.



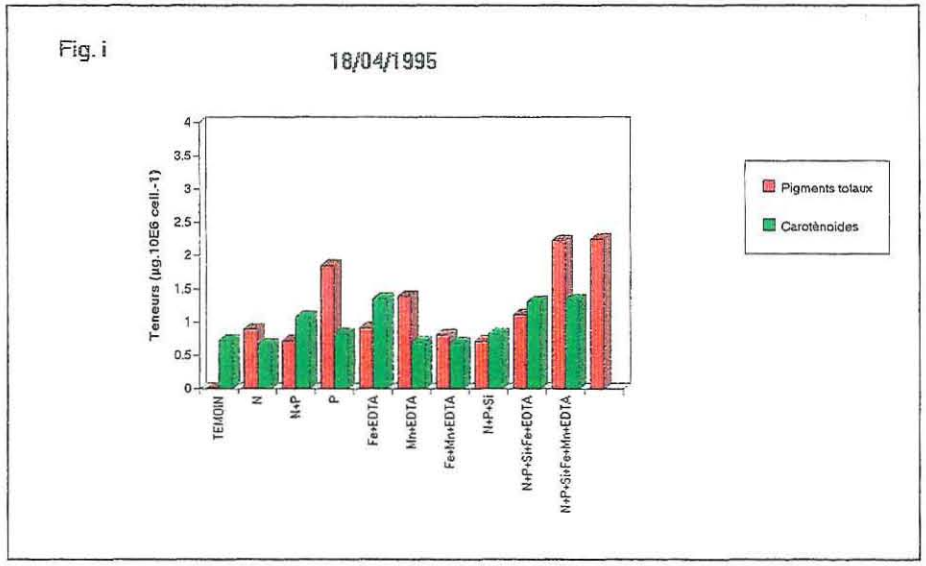


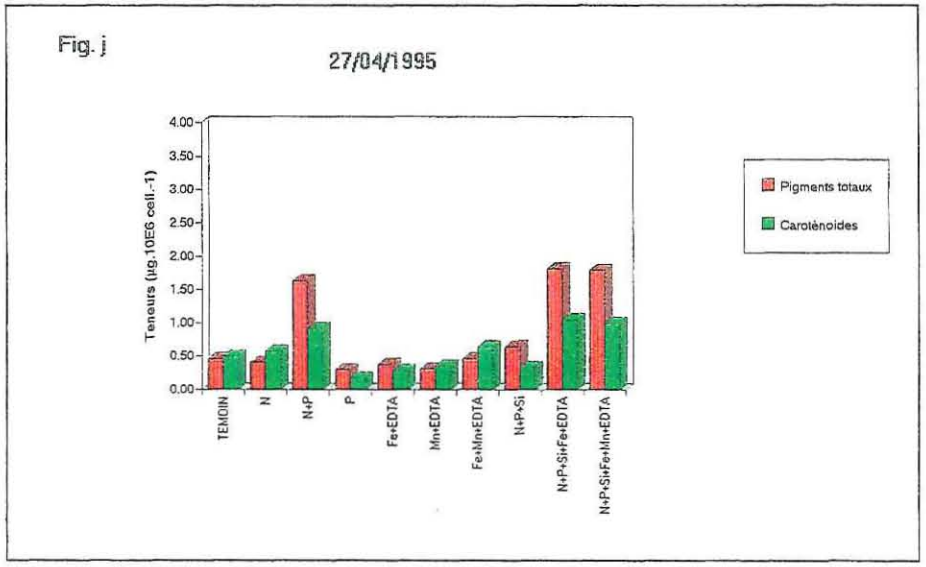




EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE **EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE**

Fig 2 e, f, g, h : Evolution des teneurs en pigments totaux et carotènoïdes (µg.10E^6 cellules^{-1}) pour les différents enrichissements.





EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE **EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE**

Fig 2 i, j : Evolution des teneurs en pigments totaux et carotènoïdes (µg.10E^6 cellules^{-1}) pour les différents enrichissements.

Tableau 10 : Tableau récapitulatif des résultats d'analyses des teneurs en Chloropylle a, Phéopigments et Caroténoïdes.

	Tube	Manip.	Temps	V. filtré (litre)	v acét. (ml)	Ch. opt. (cm)	DO 750 o	DO 665 o	diff. cor. o	Do 750 a	DO 665 a	diff. cor. a	Do 480	Do 510	diff. 480	diff. 510	Chl a (µg.l.-1)	Phéo. (µg.l.-1)	Pigm tot. (µg.l.-1)	Carot. (µg.l.-1)
Témoin	3	R1	J+7	0.02	5,6	4	0,1160	0,1956	0,0796	0,1091	0,1636	0,0545	0,2425	0,1483	0,1265	0,0323	46,91	24,39	71,30	41,69
N	4	R1	J+7	0.02	5,8	4	0,0929	0,2011	0,1082	0,0863	0,1470	0,0607	0,2219	0,1250	0,1290	0,0321	91,95	0,00	91,95	44,73
N+P	5	R1	J+7	0.02	5,8	4	0,1027	0,2181	0,1154	0,0999	0,1671	0,0672	0,2339	0,1354	0,1312	0,0327	93,30	0,00	93,30	45,44
P	6	R1	J+7	0.02	5,6	4	0,1113	0,1863	0,0750	0,1091	0,1543	0,0452	0,2073	0,1332	0,0960	0,0219	55,70	3,44	59,14	33,71
Fe	7	R1	J+7	0.02	5,8	4	0,1044	0,1878	0,0834	0,0999	0,1471	0,0472	0,2180	0,1311	0,1136	0,0267	70,07	0,00	70,07	40,67
Mn	8	R1	J+7	0.02	5,6	4	0,1153	0,1892	0,0739	0,1091	0,1567	0,0476	0,2185	0,1369	0,1032	0,0216	49,15	13,12	62,28	37,78
Fe+Mn	9	R1	J+7	0.02	5,6	4	0,1225	0,1964	0,0739	0,1128	0,1690	0,0562	0,3062	0,1612	0,1837	0,0387	33,08	40,45	73,53	67,05
N+P+Si	10	R1	J+7	0.02	5,8	4	0,1093	0,2669	0,1576	0,1101	0,2026	0,0925	0,2968	0,1803	0,1875	0,0710	126,02	0,00	126,02	45,02
N+P+Si+Fe	11	R1	J+7	0.02	5,8	4	0,1096	0,2833	0,1737	0,1052	0,2084	0,1032	0,3267	0,1713	0,2171	0,0617	136,47	3,37	139,84	68,97
N+P+Si+Fe+Mn	12	R1	J+7	0.02	5,8	4	0,1027	0,3190	0,2163	0,1047	0,2113	0,1066	0,3524	0,1852	0,2497	0,0825	212,35	0,00	212,35	69,85
Témoin	13	R2	J+6	0.02	5,8	4	0,1082	0,1459	0,0377	0,1123	0,1387	0,0264	0,1878	0,1250	0,0796	0,0168	21,87	13,90	35,77	30,07
N	14	R2	J+6	0.02	5,8	4	0,1085	0,1784	0,0699	0,1102	0,1517	0,0415	0,2412	0,1653	0,1327	0,0568	51,98	1,26	56,23	26,49
N+P	15	R2	J+6	0.02	6	4	0,1228	0,2554	0,1326	0,1451	0,2218	0,0767	0,2805	0,1563	0,1577	0,0335	111,94	0,00	111,94	61,44
P	16	R2	J+6	0.02	5,4	4	0,1161	0,1436	0,0275	0,1105	0,1286	0,0181	0,1782	0,1512	0,0621	0,0351	16,94	5,89	22,83	5,03
Fe	17	R2	J+6	0.02	5,6	4	0,2026	0,2366	0,0340	0,1722	0,1938	0,0216	0,2775	0,2323	0,0749	0,0297	23,18	5,08	28,26	16,30
Mn	18	R2	J+6	0.02	5,8	4	0,2042	0,2394	0,0352	0,1987	0,2204	0,0217	0,2336	0,2231	0,0294	0,0189	26,13	3,27	29,40	0,68
Fe+Mn	19	R2	J+6	0.02	5,8	4	0,2005	0,2347	0,0342	0,1990	0,2231	0,0241	0,2608	0,2313	0,0603	0,0308	19,55	13,11	32,66	7,94
N+P+Si	20	R2	J+6	0.02	6	4	0,0876	0,2380	0,1504	0,0849	0,1718	0,0869	0,3011	0,1372	0,2135	0,0496	127,16	0,00	127,16	79,57
N+P+Si+Fe	21	R2	J+6	0.02	5,6	4	0,2024	0,4402	0,2378	0,2034	0,3567	0,1533	0,4928	0,3053	0,2904	0,1029	157,93	42,63	200,56	72,93
N+P+Si+Fe+Mn	22	R2	J+6	0.02	5,6	4	0,2667	0,5300	0,2633	0,2246	0,3597	0,1351	0,5419	0,3244	0,2752	0,0577	239,61	0,00	239,61	100,67
Témoin	12	R3	J+6	0.02	5,8	4	0,1376	0,2639	0,1170	0,1361	0,2146	0,0685	0,3281	0,1884	0,1821	0,0438	93,88	0,00	93,88	64,38
N	13	R3	J+6	0.02	5,8	4	0,1466	0,2741	0,1182	0,1373	0,2186	0,0713	0,3368	0,1934	0,1818	0,0398	90,79	5,83	96,61	67,50
N+P	15	R3	J+6	0.02	5,8	4	0,1567	0,2639	0,0979	0,1455	0,2167	0,0612	0,3246	0,1946	0,1595	0,0309	71,04	11,89	82,93	62,52
P	14	R3	J+6	0.02	5,6	4	0,1428	0,2632	0,1111	0,1412	0,2175	0,0663	0,3232	0,1900	0,1720	0,0402	83,73	3,01	86,74	59,64
Fe	17	R3	J+6	0.02	5,6	4	0,1462	0,2558	0,1003	0,1430	0,2137	0,0607	0,3026	0,1881	0,1480	0,0349	74,01	5,40	79,41	51,07
Mn	18	R3	J+6	0.02	5,8	4	0,1439	0,2688	0,1156	0,1355	0,2110	0,0655	0,3221	0,1900	0,1698	0,0391	96,98	0,00	96,98	61,46
Fe+Mn	19	R3	J+6	0.02	5,6	4	0,1474	0,2540	0,0973	0,1479	0,2157	0,0578	0,3270	0,2018	0,1712	0,0474	73,83	1,79	75,62	53,51
N+P+Si	16	R3	J+6	0.02	5,6	4	0,1790	0,3450	0,1660	0,1803	0,2856	0,1053	0,4217	0,2746	0,2427	0,0956	113,45	24,32	137,76	53,34
N+P+Si+Fe	20	R3	J+6	0.02	5,6	4	0,1463	0,4215	0,2659	0,1511	0,3287	0,1676	0,4743	0,2444	0,3196	0,0911	183,72	35,55	219,27	97,81
N+P+Si+Fe+Mn	21	R3	J+6	0.02	5,6	4	0,1431	0,4272	0,2748	0,1638	0,3294	0,1556	0,4798	0,2398	0,3283	0,0897	222,78	0,00	222,78	103,55
Témoin	2	R4	J+6	0.02	5,2	4	0,1800	0,2180	0,0287	0,1852	0,2114	0,0162	0,2265	0,1945	0,0381	0,0075	21,69	0,00	21,69	13,30
N	6	R4	J+6	0.02	5,2	4	0,1606	0,2018	0,0319	0,1489	0,1799	0,0210	0,2202	0,1796	0,0512	0,0120	18,92	6,59	25,51	16,46
N+P	7	R4	J+6	0.02	5,6	4	0,1743	0,3508	0,1765	0,1824	0,2965	0,1141	0,3721	0,2618	0,1978	0,0875	116,63	32,65	149,28	35,87
P	3	R4	J+6	0.02	5	4	0,1743	0,2057	0,0221	0,1855	0,2059	0,0104	0,2339	0,1996	0,0512	0,0183	19,52	0,00	19,52	11,37
Fe	5	R4	J+6	0.02	5,6	4	0,1701	0,2103	0,0309	0,1693	0,1976	0,0183	0,2315	0,1895	0,0530	0,0124	23,55	0,39	23,94	18,37
Mn	4	R4	J+6	0.02	5,8	4	0,1635	0,2177	0,0449	0,1672	0,2016	0,0244	0,2545	0,1920	0,0826	0,0215	39,68	0,00	39,68	27,86
Fe+Mn	10	R4	J+6	0.02	6	4	0,1326	0,1841	0,0422	0,1217	0,1560	0,0243	0,2193	0,1557	0,0783	0,0161	35,84	0,00	35,84	30,96
N+P+Si	8	R4	J+6	0.02	5,6	4	0,1438	0,3370	0,1839	0,1514	0,2752	0,1138	0,4388	0,2257	0,2866	0,0749	131,02	17,87	148,88	93,10
N+P+Si+Fe	11	R4	J+6	0.02	5,6	4	0,1490	0,4246	0,2663	0,1493	0,3632	0,2039	0,5055	0,2569	0,3481	0,1009	116,63	150,14	266,76	105,21
N+P+Si+Fe+Mn	9	R4	J+6	0.02	5,4	4	0,1471	0,4315	0,2751	0,1458	0,3519	0,1961	0,5213	0,2582	0,3658	0,1041	142,38	105,02	247,39	108,08
Témoin	3	R5	J+6	0.02	5,6	4	0,1505	0,2773	0,1268	0,1562	0,2310	0,0748	0,3326	0,1963	0,1821	0,0458	97,19	0,67	97,86	60,57
N	4	R5	J+6	0.02	5,8	4	0,1418	0,2654	0,1236	0,1400	0,2121	0,0721	0,3297	0,1823	0,1879	0,0405	99,69	0,00	99,69	70,28
N+P	5	R5	J+6	0.02	6	4	0,1331	0,3133	0,1802	0,1253	0,2325	0,1072	0,3737	0,1869	0,2406	0,0538	146,18	4,09	150,27	91,45
P	6	R5	J+6	0.02	6	4	0,1244	0,2688	0,1444	0,1210	0,2060	0,0850	0,3321	0,1699	0,2077	0,0455	118,95	0,20	119,15	79,75
Fe	7	R5	J+6	0.02	5,8	4	0,1443	0,2744	0,1301	0,1462	0,2246	0,0784	0,3389	0,1858	0,1946	0,0415	100,08	6,16	106,23	73,15
Mn	8	R5	J+6	0.02	5,9	4	0,1358	0,2738	0,1380	0,1375	0,2228	0,0853	0,3594	0,2027	0,2236	0,0669	103,77	13,80	117,58	69,46
Fe+Mn	9	R5	J+6	0.02	6	4	0,1253	0,2653	0,1400	0,1216	0,2040	0,0824	0,3376	0,1689	0,2123	0,0436	115,34	0,16	115,50	83,98
N+P+Si	10	R5	J+6	0.02	5,8	4	0,1383	0,2663	0,1280	0,1381	0,2198	0,0817	0,3353	0,1859	0,1970	0,0476	89,63	21,08	110,71	69,47
N+P+Si+Fe	11	R5	J+6	0.02	5,8	4	0,1420	0,4495	0,3075	0,1429	0,3404	0,1975	0,5002	0,2345	0,3582	0,0925	212,93	54,68	267,62	121,43
N+P+Si+Fe+Mn	12	R5	J+6	0.02	5,8	4	0,1250	0,4584	0,3334	0,1242	0,3277	0,2035	0,5175	0,2214	0,3925	0,0964	251,45	24,29	275,75	137,12

Tableau 10 bis : Tableau récapitulatif des résultats d'analyses des teneurs en Chloropylle a, Phéopigments et Caroténoïdes.

	Tube	Manip.	Temps	V. filtré (litre)	v acét. (ml)	Ch. opt. (cm)	DO 750 o	DO 665 o	diff. cor. o	Do 750 a	DO 665 a	diff. cor. a	Do 480	Do 510	diff. 480	diff. 510	Chl a (µg.L-1)	Phéo. (µg.L-1)	Pigm. tot. (µg.L-1)	Carot. (µg.L-1)
Témoin	13	R6	J+6	0.02	5.6	4	0.1879	0.2078	0.0199	0.1503	0.1815	0.0312	0.3503	0.1884	0.1624	0.0005	-21.12	61.94	40.82	86.00
N	14	R6	J+6	0.02	6	4	0.1348	0.2451	0.1103	0.1291	0.1878	0.0584	0.3214	0.1798	0.1866	0.0450	103.93	0.00	103.93	68.14
N+P	15	R6	J+6	0.02	6	4	0.1338	0.2940	0.1602	0.1407	0.2261	0.0854	0.3779	0.1805	0.2441	0.0467	149.79	0.00	149.79	99.47
P	16	R6	J+6	0.02	5.6	4	0.1494	0.2768	0.1274	0.1591	0.2209	0.0628	0.4290	0.2623	0.2796	0.1129	120.74	0.00	120.74	59.25
Fe	17	R6	J+6	0.02	6	4	0.1277	0.1779	0.0502	0.1172	0.1489	0.0317	0.2336	0.1454	0.1059	0.0177	37.05	7.39	44.44	45.33
Mn	18	R6	J+6	0.02	5.8	4	0.1410	0.1995	0.0585	0.1406	0.1748	0.0342	0.2602	0.1637	0.1192	0.0227	47.04	0.00	47.04	47.04
Fe+Mn	19	R6	J+6	0.02	5.8	4	0.1414	0.1988	0.0574	0.1405	0.1731	0.0325	0.2535	0.1629	0.1121	0.0215	48.20	0.00	48.20	44.12
N+P+Si	20	R6	J+6	0.02	5.6	4	0.1467	0.2495	0.1028	0.1467	0.2109	0.0642	0.4152	0.2581	0.2685	0.1114	72.14	11.85	83.99	54.54
N+P+Si+Fe	21	R6	J+6	0.02	6	4	0.1230	0.4148	0.2918	0.1269	0.3045	0.1776	0.4842	0.2065	0.3612	0.0835	228.69	20.27	248.95	134.97
N+P+Si+Fe+Mn	22	R6	J+6	0.02	5.8	4	0.1435	0.4022	0.2587	0.1397	0.2994	0.1597	0.4618	0.2236	0.3183	0.0801	191.64	24.76	216.40	109.62
Témoin	3	R7	J+6	0.02	5.8	4	0.1385	0.2232	0.0847	0.1380	0.1892	0.0512	0.2555	0.1487	0.1170	0.0102	64.85	4.53	69.38	56.09
N	4	R7	J+6	0.02	5.8	4	0.1406	0.2256	0.0850	0.1411	0.1873	0.0462	0.2737	0.1617	0.1331	0.0211	75.11	0.00	75.11	56.02
N+P	5	R7	J+6	0.02	5.6	4	0.1415	0.2789	0.1374	0.1493	0.2251	0.0758	0.3125	0.1761	0.1710	0.0346	115.13	0.00	115.13	63.55
P	6	R7	J+6	0.02	6	4	0.1227	0.2732	0.1505	0.1235	0.2110	0.0875	0.3169	0.1527	0.1942	0.0300	126.16	0.00	126.16	85.22
Fe	7	R7	J+6	0.02	6.2	4	0.1150	0.1647	0.0497	0.1135	0.1405	0.0269	0.1948	0.1162	0.0798	0.0012	47.18	0.00	47.18	45.95
Mn	8	R7	J+6	0.02	6.4	4	0.0691	0.1653	0.0962	0.0683	0.1225	0.0542	0.2213	0.0855	0.1522	0.0164	89.71	0.00	89.71	77.68
Fe+Mn	9	R7	J+6	0.02	6.6	4	0.0452	0.1117	0.0665	0.0444	0.0792	0.0348	0.1494	0.0528	0.1042	0.0076	69.83	0.00	69.83	58.23
N+P+Si	10	R7	J+6	0.02	6.8	4	0.0263	0.1728	0.1465	0.0262	0.1097	0.0835	0.2683	0.0641	0.2420	0.0378	142.98	0.00	142.98	119.95
N+P+Si+Fe	11	R7	J+6	0.02	6.6	4	0.0272	0.3870	0.3598	0.0270	0.2370	0.2100	0.4499	0.1146	0.4227	0.0874	329.97	0.00	329.97	183.38
N+P+Si+Fe+Mn	12	R7	J+6	0.02	5.9	4	0.1408	0.4150	0.2742	0.1460	0.3180	0.1720	0.4471	0.2104	0.3063	0.0696	201.24	35.84	237.08	113.56
Témoin	13	R8	J+6	0.02	6.5	4	0.0755	0.0921	0.0166	0.0690	0.0765	0.0075	0.1058	0.0673	0.0303	-0.0082	19.74	0.00	19.74	26.25
N	14	R8	J+6	0.02	5.9	4	0.1393	0.1809	0.0416	0.1436	0.1937	0.0501	0.2238	0.1515	0.0845	0.0122	0.00	85.79	85.79	37.17
N+P	16	R8	J+6	0.02	6.2	4	0.1653	0.3185	0.1532	0.1077	0.1905	0.0828	0.4013	0.2460	0.2360	0.0807	145.68	0.00	145.68	68.18
P	15	R8	J+6	0.02	6.4	4	0.1026	0.1205	0.0179	0.0993	0.1069	0.0076	0.1388	0.0955	0.0362	-0.0071	22.00	0.00	22.00	28.44
Fe	17	R8	J+6	0.02	6.4	4	0.0784	0.1036	0.0252	0.0676	0.0784	0.0108	0.1173	0.0721	0.0389	-0.0063	30.76	0.00	30.76	29.36
Mn	18	R8	J+6	0.02	5.6	4	0.1487	0.1698	0.0211	0.1471	0.1545	0.0071	0.1817	0.1418	0.0330	-0.0069	26.17	0.00	26.17	23.03
Fe+Mn	19	R8	J+6	0.02	5.6	4	0.1495	0.1700	0.0205	0.1519	0.1630	0.0111	0.1762	0.1414	0.0267	-0.0081	17.57	0.00	17.57	20.63
N+P+Si	20	R8	J+6	0.02	6.2	4	0.1041	0.2545	0.1504	0.0987	0.1836	0.0849	0.3531	0.1439	0.2490	0.0398	135.54	0.00	135.54	111.73
N+P+Si+Fe	21	R8	J+6	0.02	6	4	0.1150	0.4540	0.3390	0.1138	0.3124	0.1986	0.5415	0.2096	0.4265	0.0946	281.15	0.00	281.15	162.76
N+P+Si+Fe+Mn	22	R8	J+6	0.02	6.1	4	0.1095	0.4653	0.3558	0.1037	0.3106	0.2069	0.5616	0.2070	0.4521	0.0975	303.14	0.00	303.14	177.81
Témoin	1	R9	J+6	0.02	6	4	0.0232	0.0619	0.0387	0.0254	0.0458	0.0204	0.0677	0.0180	0.0445	-0.0052	36.65	0.00	36.65	29.78
N	2	R9	J+6	0.02	6	4	0.0569	0.0840	0.0271	0.0526	0.0656	0.0130	0.0905	0.0487	0.0336	-0.0082	28.24	0.00	28.24	26.12
N+P	3	R9	J+6	0.02	6.2	4	0.0327	0.1122	0.0795	0.0322	0.0795	0.0473	0.1089	0.0381	0.0762	0.0054	66.63	1.88	68.51	40.14
P	4	R9	J+6	0.02	6.2	4	0.0783	0.1061	0.0278	0.0749	0.0877	0.0128	0.1140	0.0702	0.0357	-0.0081	31.04	0.00	31.04	28.14
Fe	5	R9	J+6	0.02	6.4	4	0.115	0.1647	0.0497	0.1136	0.1405	0.0269	0.1948	0.1162	0.0798	0.0012	48.70	0.00	48.70	47.43
Mn	6	R9	J+6	0.02	6	4	0.1280	0.1595	0.0315	0.0968	0.1117	0.0149	0.1676	0.1208	0.0396	-0.0072	33.24	0.00	33.24	28.69
Fe+Mn	7	R9	J+6	0.02	6.8	4	0.0204	0.0475	0.0271	0.0200	0.0336	0.0136	0.0559	0.0135	0.0355	-0.0069	30.64	0.00	30.64	29.57
N+P+Si	8	R9	J+6	0.02	6.4	4	0.0566	0.2069	0.1503	0.0468	0.1339	0.0871	0.2718	0.0909	0.2152	0.0343	135.00	0.00	135.00	99.77
N+P+Si+Fe	9	R9	J+6	0.02	6.4	4	0.0618	0.4342	0.3724	0.0626	0.2843	0.2217	0.5199	0.1543	0.4581	0.0925	321.90	9.59	331.49	194.73
N+P+Si+Fe+Mn	10	R9	J+6	0.02	6.4	4	0.0204	0.3296	0.3092	0.0209	0.2027	0.1818	0.3979	0.0956	0.3775	0.0752	272.13	0.00	272.13	161.39
Témoin	11	R10	J+6	0.02	6.6	4	0.0308	0.0503	0.0195	0.0310	0.0407	0.0097	0.0567	0.0229	0.0259	-0.0079	21.59	0.00	21.59	23.62
N	12	R10	J+6	0.02	6.8	4	0.0135	0.0178	0.0043	0.0099	0.0101	0.0002	0.0108	-0.002	-0.0027	-0.0155	9.30	0.00	9.30	13.18
N+P	13	R10	J+6	0.02	6.4	4	0.593	0.1432	0.0839	0.0526	0.1014	0.0488	0.1357	0.0642	0.0764	0.0049	74.97	0.00	74.97	42.01
P	14	R10	J+6	0.02	6.8	4	0.0178	0.0317	0.0139	0.0157	0.0210	0.0053	0.0169	0.0053	-0.0009	-0.0125	19.52	0.00	19.52	11.45
Fe	15	R10	J+6	0.02	6.6	4	0.0355	0.0492	0.0137	0.0309	0.0361	0.0052	0.0392	0.0229	0.0037	-0.0126	18.72	0.00	18.72	14.09
Mn	16	R10	J+6	0.02	6.6	4	0.0460	0.00573	0.0113	0.0377	0.0427	0.0050	0.0556	0.0353	0.0096	-0.0107	13.88	0.00	13.88	16.02
Fe+Mn	17	R10	J+6	0.02	6.6	4	0.0303	0.0456	0.0053	0.0299	0.0308	0.0059	0.0314	0.0166	0.00011	-0.0137	9.69	0.00	9.69	13.49
N+P+Si	18	R10	J+6	0.02	6.4	4	0.0800	0.1806	0.1006	0.0658	0.1225	0.00567	0.1801	0.0933	0.1001	0.0133	93.77	0.00	93.77	48.81
N+P+Si+Fe	19	R10	J+6	0.02	6.8	4	0.0119	0.25942	0.2475	0.0671	0.1531	0.1460	0.3031	0.0675	0.2912	0.0556	230.35	1.59	231.94	134.60
N+P+Si+Fe+Mn	20	R10	J+6	0.02	6.4	4	0.0816	0.3690	0.2874	0.0614	0.2276	0.1632	0.4220	0.1476	0.3404	0.0660	265.29	0.00	265.29	147.17

Les résultats des analyses spectrophotomètriques des échantillons de chlorophylle *a*, phéopigments, et carotènoïdes au pic de biomasse sont consignés dans les Tableaux 10 et 10 bis. Les deux dernières séries d'expériences n'ont pu être encore analysées. La chlorophylle *a* et les phéopigments sont regroupés sous le terme de pigments totaux (Chl *a* + Phéo.) produits.

En raisonnant sur les teneurs intracellulaires en ces pigments exprimées en $\mu g.10^6$ cell.$^{-1}$ (Tableau 9), on peut connaître l'état physiologique des cellules et l'importance respective des synthèses pigmentaires (Fig. 2 a, b, c, d, e, f, g, h).

Sur ces figures, on remarque que les histogrammes ont des allures différentes entre des eaux qui entrent dans la claire et des eaux ayant stabulé dans celle-ci, ainsi qu'entre les différents enrichissements. En réalisant une analyse de variance, il est possible de savoir si ces différences sont significatives (Résultats Tableau 9 bis).

Tableau 9 bis : Analyse de variance sur les teneurs en pigments totaux, carotènoïdes, protéines, et glucides (ddl : degrés de liberté, F : Facteur F) (Résultats du test avec un risque de première espèce de 0.05, * : Test significatif : on observe des différences significatives).

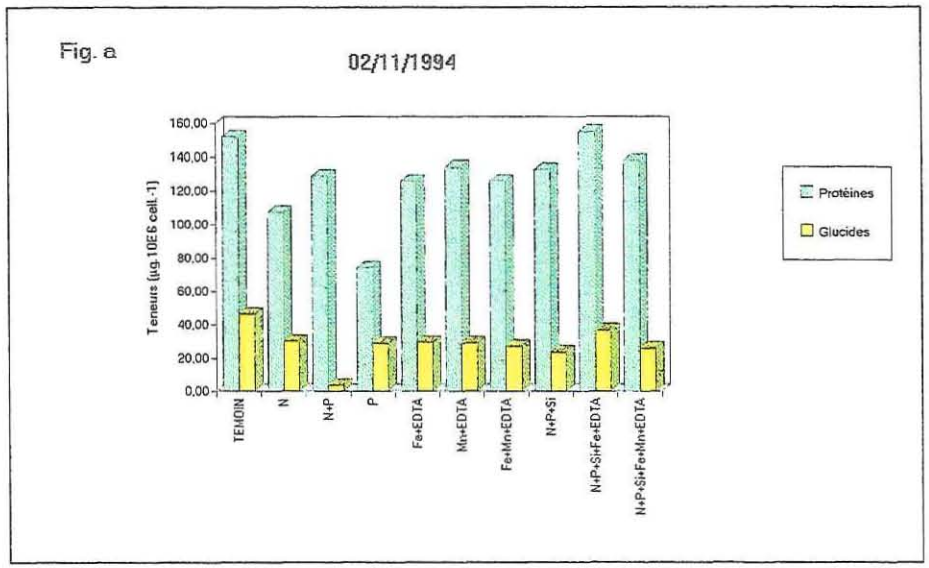
	Pigments totaux		Carotènoïdes		Protéines		Glucides	
	ddl	F	ddl	F	ddl	F	ddl	F
Qualité de l'eau	1	**33.17 ***	1	**38.01 ***	1	0.49	1	**6.44 ***
Enrichissements	9	**21.48 ***	9	**4.27 ***	9	2.08	9	**3.37 ***
Qualité eau * Enrichissements	9	**5.21 ***	9	**2.25 ***	9	0.49	9	1.52

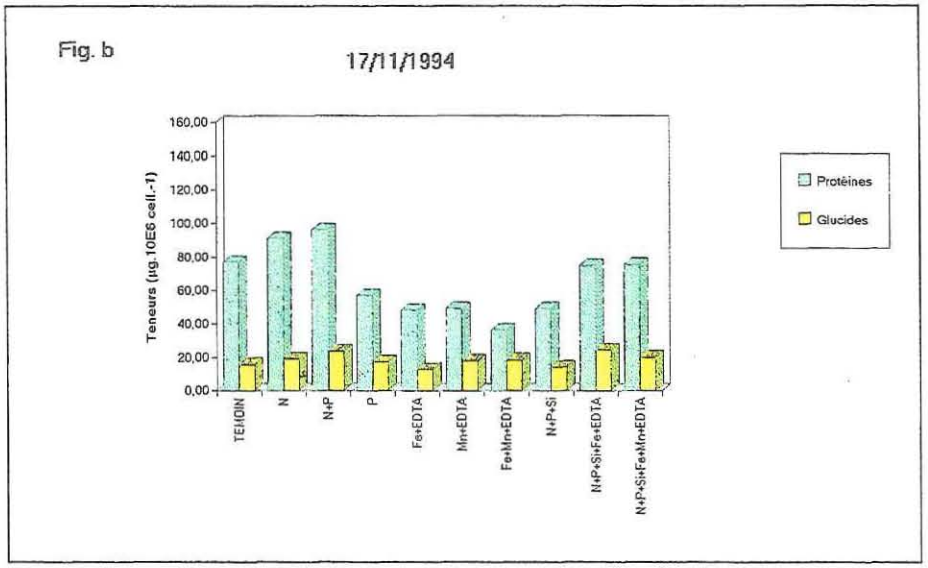
Pour les pigments totaux, on observe une différence significative entre la qualité de l'eau (Eau entrant et Eau ayant stabulé), et entre les enrichissements. Le test SNK au seuil de 5 % permet d'isoler les groupes homogènes suivants.

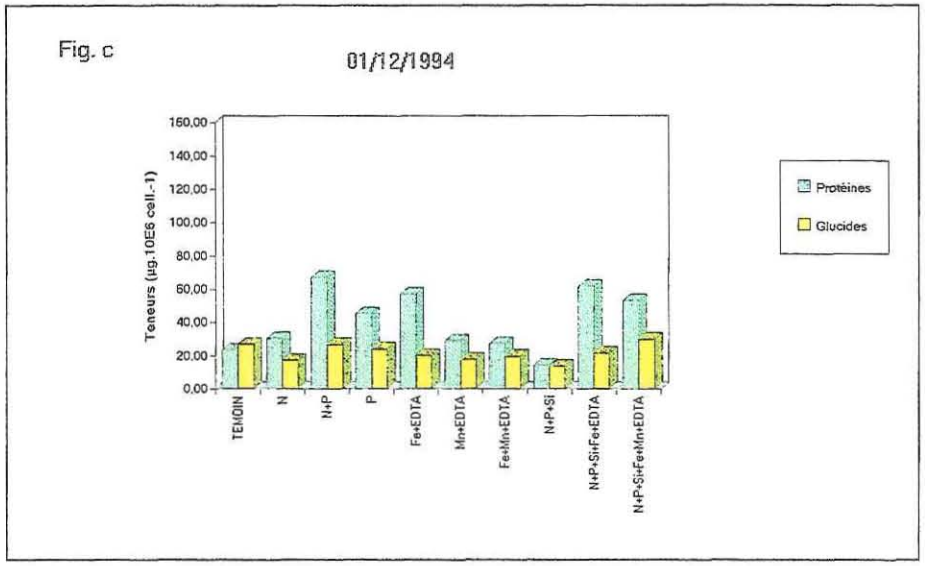
- premier groupe : les enrichissements (N+P+Si+Fe+EDTA, N+P+Si+Fe+Mn+EDTA, N+P) pour des eaux entrant et ayant stabulé dans la claire.

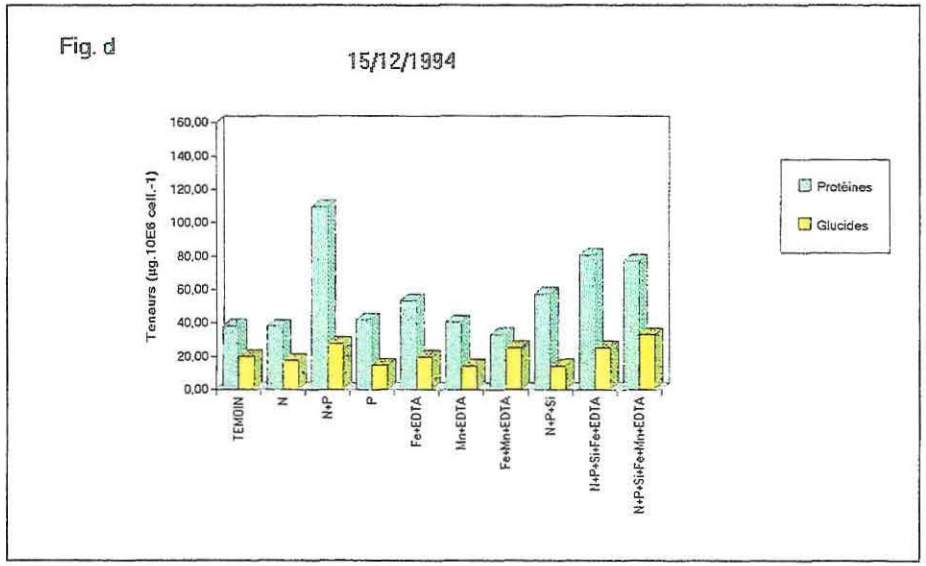
- deuxième groupe : les enrichissements (P, Mn+EDTA, N, Témoin, Fe+Mn+EDTA, Fe+EDTA) pour des eaux entrant dans la claire.

- troisième groupe : l'enrichissement (N) pour des eaux ayant stabulé dans la claire, et les enrichissements (N+P+Si) pour des eaux entrant et ayant stabulé dans la claire.



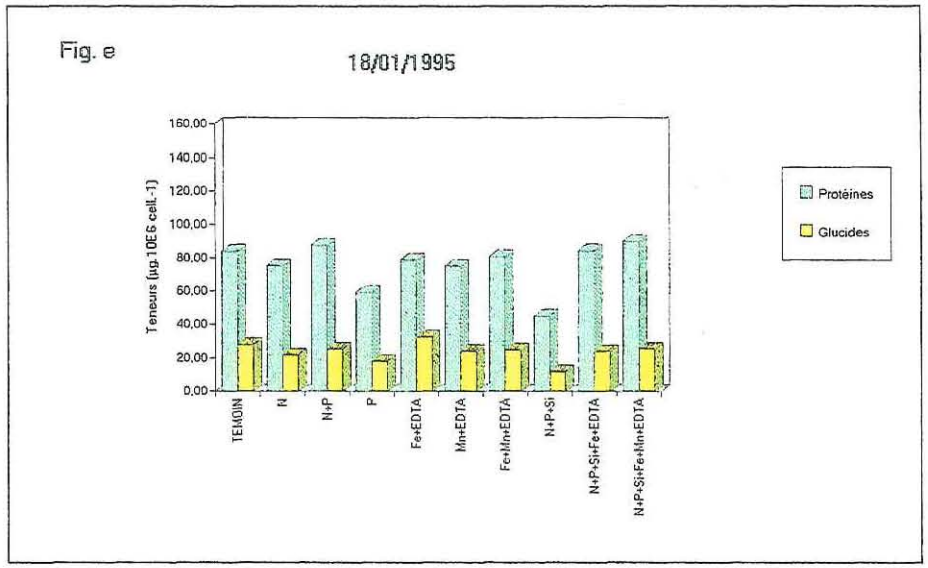


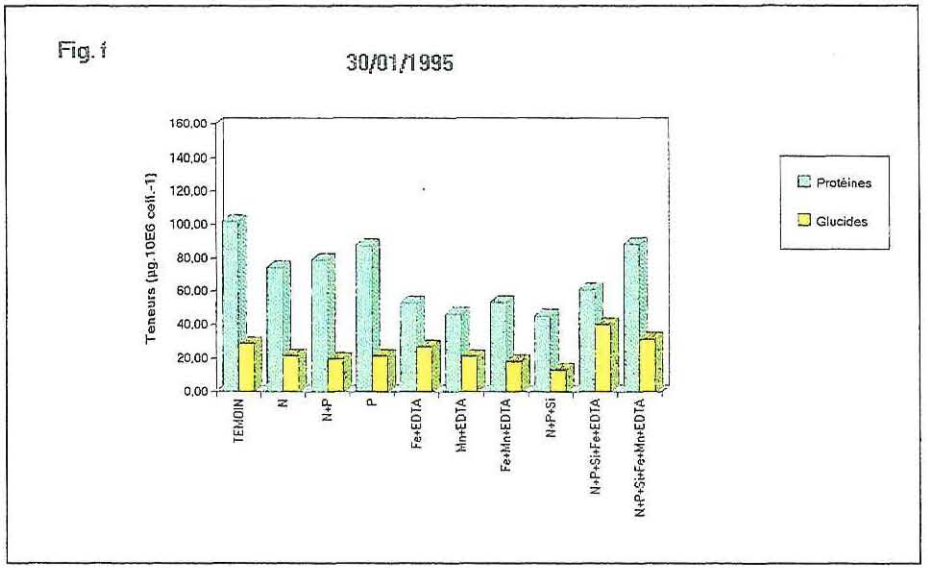


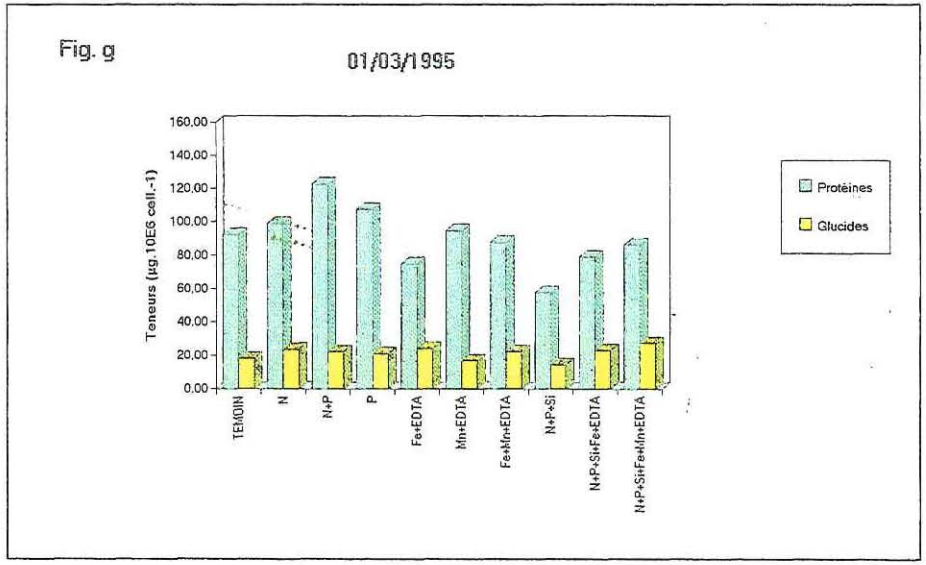


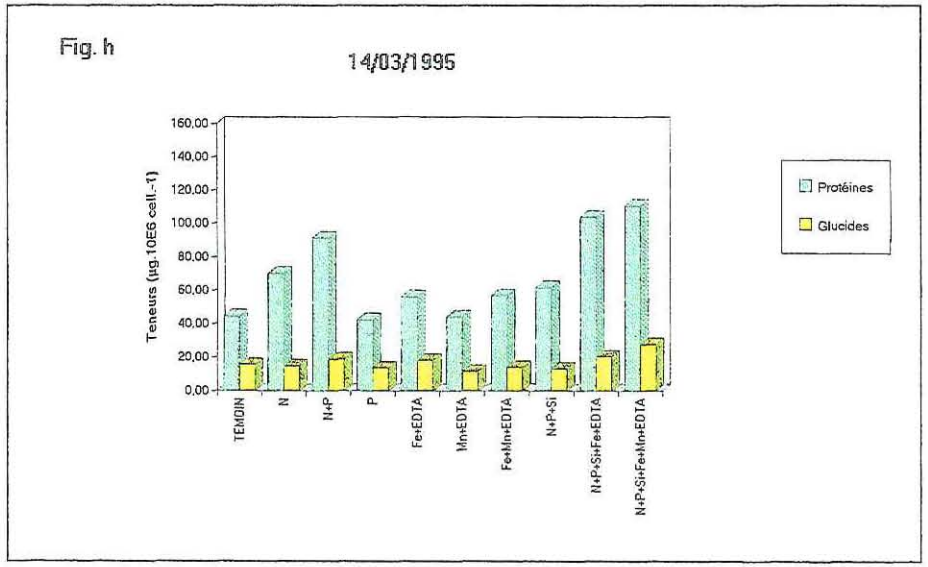
EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE **EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE**

Fig 3 a, b, c, d : Evolution des teneurs en protéines et glucides (µg.10E^{6} cellules^{-1}) pour les différents enrichissements.



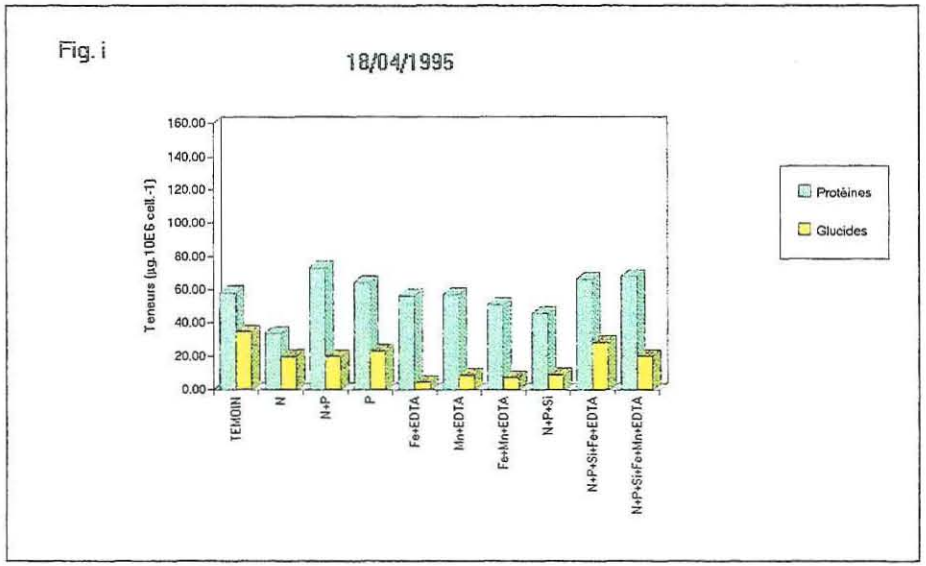


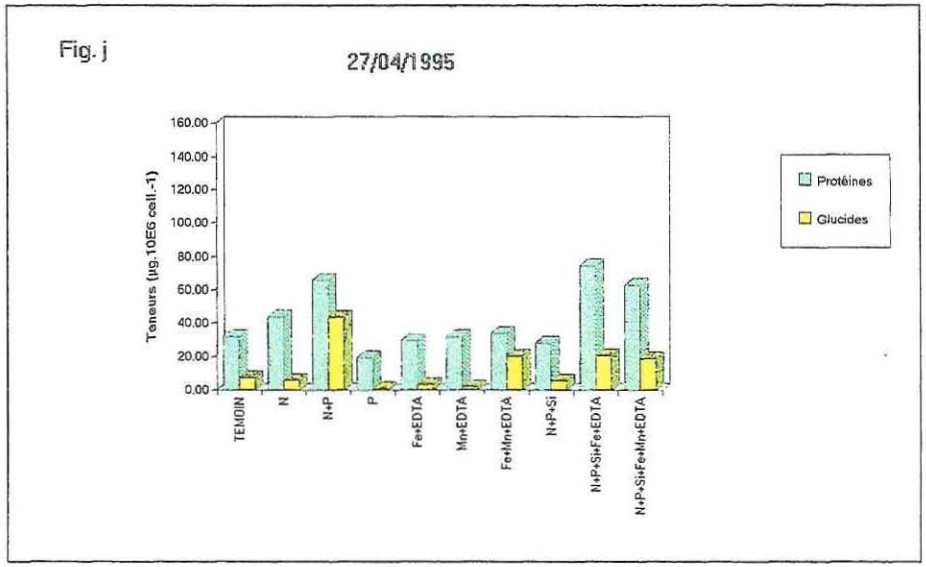




EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE **EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE**

Fig 3 e, f, g, h : Evolution des teneurs en protéines et glucides (µg.10E^6 cellules^{-1}) pour les différents enrichissements.





EAU ENTRANT DANS LA CLAIRE | **EAU AYANT STABULE DANS LA CLAIRE**

Fig 3 i, j : Evolution des teneurs en protéines et glucides (µg.10E^6 cellules^{-1}) pour les différents enrichissements.

- quatrième groupe : les enrichissements (Mn+EDTA, Fe+EDTA, Fe+Mn+EDTA, Témoin, P) pour des eaux ayant stabulé dans la claire.

Pour les pigments carotènoïdes, on observe une différence significative entre la qualité de l'eau (Eau entrant et Eau ayant stabulé), ainsi que pour les enrichissements. Le test SNK au seuil de 5 % permet d'isoler les groupes homogènes suivants.

- premier groupe : les enrichissements (N+P, N+P+Si+Fe+EDTA, N+P+Si+Fe+Mn+EDTA, Fe+EDTA, P, Témoin, N, Mn+EDTA, Fe+Mn+EDTA, N+P+Si) pour des eaux entrant dans la claire.

- deuxième groupe : (N+P, N+P+Si+Fe+Mn+EDTA, N+P+Si+Fe+EDTA, Témoin, N+P+Si, N, Fe+Mn+EDTA, Fe+EDTA, Mn+EDTA, P) pour des eaux ayant stabulée dans la claire.

3 - 4 Evolution des teneurs en protéines et glucides.

L'évolution des teneurs intracellulaires en protéines et glucides (Tableau 11) en fonction des enrichissements, s'observe sur les Figures 3 a, b, c, d, e, f, g, h. On remarque que les histogrammes présentent des différences moins nettes que précédemment entre des eaux qui entrent dans la claire et des eaux avant stabulé dans celle-ci, ainsi que pour les enrichissements entre eux.

Une analyse de variance, du même type que la précédente, peut être réalisée sur les teneurs intracellulaires en protéines et glucides observées au pic de biomasse, pour savoir si les synthèses protéiques et glucidiques évoluent en fonction du type d'eau, et du type d'enrichissement. Les résultats sont consignés dans le Tableau 9 bis.

Pour les protéines, on n'observe pas de différence significative entre la qualité de l'eau (Eau entrant et Eau ayant stabulé), ni entre les enrichissements. Le test SNK au seuil de 5 % ne permet pas d'isoler les groupes homogènes.

Pour les glucides, on observe une différence significative entre la qualité de l'eau (Eau entrant et Eau ayant stabulé), ainsi qu'entre les différents enrichissements. Le test SNK au seuil de 5 % permet d'isoler les groupes homogènes suivants.

- premier groupe : les enrichissements (N+P+Si+Fe+Mn+EDTA, Fe+EDTA, N+P+Si+Fe+EDTA, Témoin, Fe+Mn+EDTA, N, P, N+P, Mn+EDTA, N+P+Si) pour des eaux entrant dans la claire.

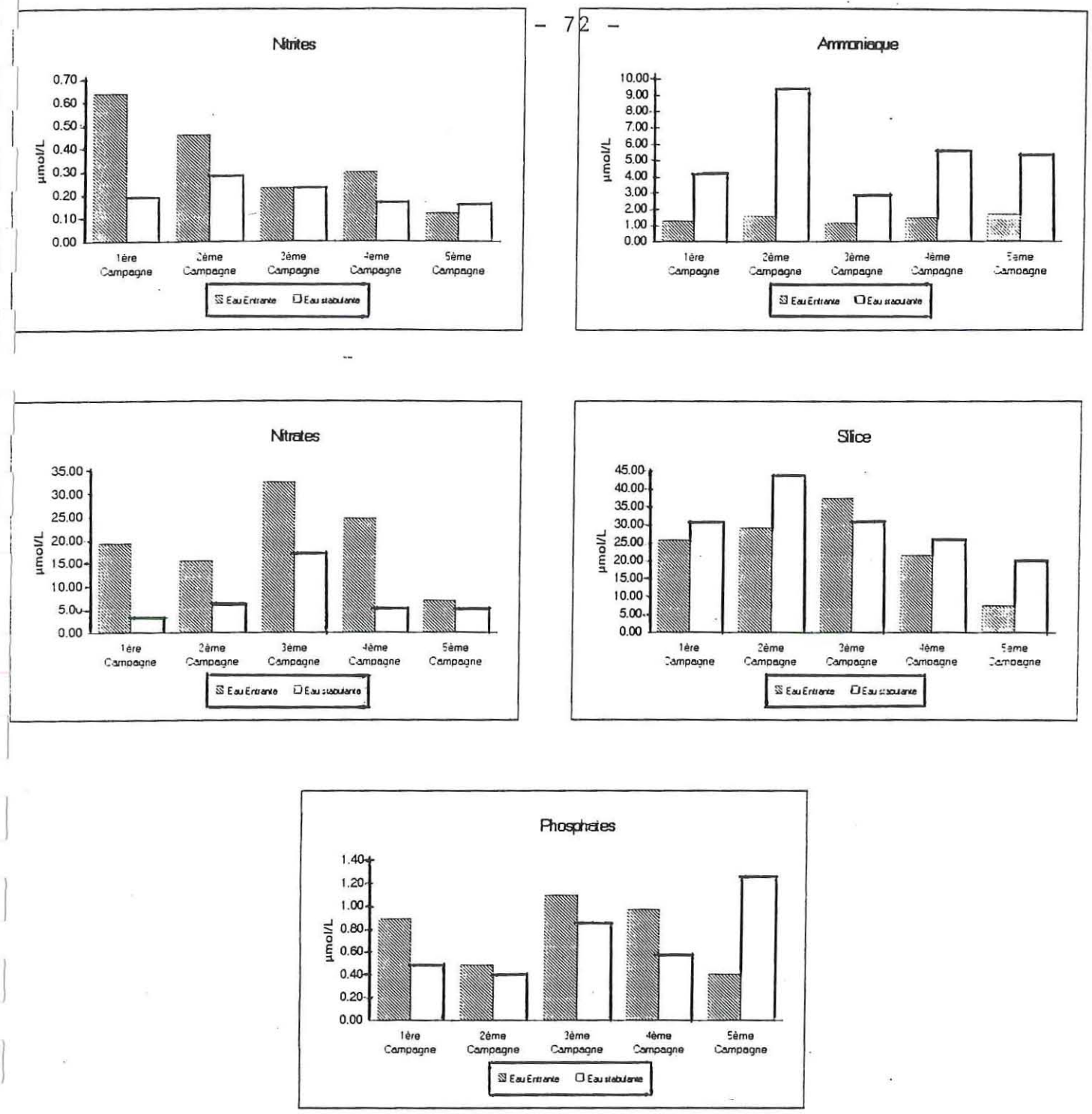


Fig. 4 : Evolution des différents paramètres physico-chimiques au cours des différentes campagnes pour des eaux entrant dans la claire ou ayant séjourné dans la claires.

- deuxième groupe : (N+P+Si+Fe+Mn+EDTA, N+P+Si+Fe+EDTA, N+P, Témoin, Fe+EDTA, Fe+Mn+EDTA, N, P, Mn+EDTA, N+P+Si) pour des eaux ayant stabulé dans la claire.

3 - 5 Evolution des paramètres Physico-chimiques

Les paramètres physico-chimiques, teneurs en Nitrites (NO_2), Nitrates (NO_3), Ammoniaque (NH_4), Silice (SiO_3), et Phosphates (PO_4), des échantillons d'eau ont été estimés en utilisant l'auto-analyseur Skalar suivant les protocoles d'analyse respectifs décrits par Strickland et Parsons (1972).

3-5-1 Pour les eaux brutes de la claire témoin

Les résultats des analyses des échantillons d'eau brute de la claire n°4 de la station IFREMER La Tremblade figurent dans le Tableau 12 ci-dessous et sur la Figure 4.

Tableau 12 : Teneurs en Nitrites (NO_2), Nitrates (NO_3), Ammoniaque (NH_4), Silice (SiO_3), Phosphates (PO_4) pour les eaux brutes de la claire N°4 de la station IFREMER de La Tremblade aux différentes dates de prélèvements. (en blanc : Eaux entrant dans la claire; en grisé : Eaux ayant stabulé dans la claire)

Campagnes	NO_2 µmol/L	NO_3 µmol/L	NH_4 µmol/L	SiO_3 µmol/L	PO_4 µmol/L
2/11/94	0.64	19.36	1.26	25.78	0.89
17/11/94	0.19	3.14	4.25	30.76	0.49
1/12/94	0.46	15.54	1.57	29.29	0.49
15/12/94	0.29	5.94	9.42	43.94	0.41
18/1/95	0.23	32.65	1.15	37.5	1.10
30/1/95	0.23	17.10	2.79	31.05	0.85
1/3/95	0.30	24.81	1.43	21.68	0.97
14/3/95	0.17	5.16	5.58	25.78	0.57
18/4/95	0.12	6.99	1.67	7.62	0.41
27/4/95	0.16	4.95	5.30	19.92	1.26

Pour les différents éléments, on observe des évolution différentes en fonction du cycle d'alimentation de la claire, mais aussi en fonction des saisons.

Pour les nitrites, on assiste à une baisse des teneurs en cet élément au cours du temps (comparaison des eaux entrantes). Après séjour de l'eau dans la claire, on

Tableau 13 : Teneurs au pic de biomasse après culture en(µmol/L) en Nitrites (NO_2), Nitrates (NO_3), Ammoniaque (NH_4), Silice (SiO_3) et Phosphates (PO_4) pour les 10 séries d'expériences en Ballons de 10 litres en fonction des différents enrichissements.

Enrichissements	Campagnes	NO_2 µmol/L	NO_3 µmol/L	NH_4 µmol/L	Si µmol/L	PO_4 µmol/L
Témoin	2/11/94	0.84	3.30	1.67	17.03	0.21
Témoin	17/11/94	0.42	2.57	0.86	5.68	1.13
Témoin	1/12/94	0.29	8.45	1.30	9.65	1.36
Témoin	15/12/94	0.12	2.19	0.97	13.34	0.25
Témoin	18/1/95	0.21	0.94	0.97	7.09	2.31
Témoin	30/1/95	0.23	6.56	0.65	3.12	1.03
Témoin	1/3/95	0.66	29.95	0.32	3.69	1.49
Témoin	14/3/95	0.11	0.35	1.24	5.68	2.23
Témoin	18/4/95	0.01	1.99	1.05	4.22	2.19
Témoin	27/4/95	0.04	3.51	1.29	7.85	1.58
N	2/11/94	1.36	29.48	0.92	6.24	1.34
N	17/11/94	0.45	31.77	0.49	5.96	0.72
N	1/12/94	1.58	99.69	0.57	3.69	1.67
N	15/12/94	0.67	97.15	0.81	12.77	2.06
N	18/1/95	0.63	28.83	1.51	5.68	0.85
N	30/1/95	0.52	86.37	1.20	5.68	0.62
N	1/3/95	0.82	121.17	0.88	4.54	1.03
N	14/3/95	0.51	27.58	1.03	9.22	0.83
N	18/4/95	0.12	32.76	1.12	0.94	2.92
N	27/4/95	0.10	39.46	1.22	14.30	1.66
N+P	2/11/94	1.77	37.82	1.27	3.60	5.41
N+P	17/11/94	0.59	22.90	0.65	1.84	3.78
N+P	1/12/94	1.70	73.10	0.35	3.12	3.63
N+P	15/12/94	1.10	46.09	0.16	2.41	4.04
N+P	18/1/95	0.56	21.54	10.04	28.49	2.89
N+P	30/1/95	0.68	58.58	0.24	5.53	5.24
N+P	1/3/95	0.65	100.62	0.30	5.39	3.80
N+P	14/3/95	0.48	16.09	2.29	6.51	3.05
N+P	18/4/95	0.12	29.22	2.37	3.16	2.23
N+P	27/4/95	0.35	19.64	3.00	4.69	1.83
P	2/11/94	1.06	4.46	1.92	6.67	4.50
P	17/11/94	0.08	2.92	0.62	7.52	4.08
P	1/12/94	0.05	6.86	0.36	4.26	4.00
P	15/12/94	0.17	5.01	0.49	4.26	4.33
P	18/1/95	0.09	1.29	0.59	1.70	2.10
P	30/1/95	1.28	50.51	1.03	66.40	3.67
P	1/3/95	0.58	8.05	0.38	4.11	4.54
P	14/3/95	0.08	0.84	1.75	2.84	2.68
P	18/4/95	0.22	4.23	2.72	3.52	2.76
P	27/4/95	0.01	2.21	1.46	4.10	2.44
Fe+EDTA	2/11/94	1.52	6.31	2.00	9.08	1.03
Fe+EDTA	17/11/94	0.31	1.99	0.81	4.54	0.45
Fe+EDTA	1/12/94	0.39	9.28	0.51	4.54	1.61
Fe+EDTA	15/12/94	0.35	8.85	1.35	17.03	1.69
Fe+EDTA	18/1/95	0.13	1.48	1.62	8.80	2.43
Fe+EDTA	30/1/95	0.13	6.55	0.19	11.35	0.78
Fe+EDTA	1/3/95	0.81	40.16	0.08	2.84	1.32
Fe+EDTA	14/3/95	0.03	1.59	2.02	7.38	0.62
Fe+EDTA	18/4/95	0.26	7.74	2.23	1.17	1.64
Fe+EDTA	27/4/95	0.03	4.42	1.64	16.29	0.41

Tableau 13 bis : Teneurs au pic de biomasse après culture en(µmol/L) en Nitrites (NO_2), Nitrates (NO_3), Ammoniaque (NH_4), Silice (SiO_3) et Phosphates (PO_4) pour les 10 séries d'expériences en Ballons de 10 litres en fonction des différents enrichissements.

Enrichissements	Campagnes	NO2 µmol/L	NO3 µmol/L	NH4 µmol/L	Si µmol/L	PO4 µmol/L
Mn+EDTA	2/11/94	0.15	2.39	1.92	8.80	0.66
Mn+EDTA	17/11/94	0.13	0.79	0.97	7.38	0.58
Mn+EDTA	1/12/94	0.37	17.58	0.22	3.83	3.38
Mn+EDTA	15/12/94	0.21	7.50	0.51	19.58	2.97
Mn+EDTA	18/1/95	0.03	4.12	0.70	5.68	1.44
Mn+EDTA	30/1/95	0.10	4.39	1.17	4.82	0.62
Mn+EDTA	1/3/95	1.01	35.59	0.40	9.79	2.81
Mn+EDTA	14/3/95	0.10	2.20	0.81	9.36	1.16
Mn+EDTA	18/4/95	0.10	2.13	0.98	3.28	2.88
Mn+EDTA	27/4/95	0.04	2.85	1.78	9.37	0.32
Fe+Mn+EDTA	2/11/94	1.41	5.27	1.27	5.11	0.25
Fe+Mn+EDTA	17/11/94	0.08	0.50	0.24	1.70	0.25
Fe+Mn+EDTA	1/12/94	0.44	9.69	0.65	3.97	9.66
Fe+Mn+EDTA	15/12/94	0.24	4.71	0.43	10.93	1.53
Fe+Mn+EDTA	18/1/95	0.19	1.42	0.35	4.40	3.78
Fe+Mn+EDTA	30/1/95	0.10	4.96	0.19	2.84	0.41
Fe+Mn+EDTA	1/3/95	0.75	31.01	1.55	2.13	1.96
Fe+Mn+EDTA	14/3/95	0.03	1.01	0.81	6.53	0.56
Fe+Mn+EDTA	18/4/95	0.94	9.28	0.77	8.79	3.41
Fe+Mn+EDTA	27/4/95	0.27	3.28	2.76	23.90	5.42
N+P+Si	2/11/94	[illegible].94	35.80	1.62	109.25	4.62
N+P+Si	17/11/94	0.63	11.34	1.43	51.08	1.94
N+P+Si	1/12/94	2.08	74.10	0.57	67.40	4.75
N+P+Si	15/12/94	0.85	22.03	1.39	53.21	2.48
N+P+Si	18/1/95	0.86	25.61	0.49	75.91	3.22
N+P+Si	30/1/95	1.16	47.87	5.18	63.85	2.93
N+P+Si	1/3/95	1.46	72.65	0.85	49.66	3.30
N+P+Si	14/3/95	0.63	11.80	1.40	69.52	2.95
N+P+Si	18/4/95	0.30	16.37	2.70	35.74	2.03
N+P+Si	27/4/95	0.19	17.59	6.42	46.87	2.03
N+P+Si+Fe+EDTA	2/11/94	2.51	25.80	1.94	90.45	3.61
N+P+Si+Fe+EDTA	17/11/94	0.38	2.84	3.13	16.67	1.09
N+P+Si+Fe+EDTA	1/12/94	2.07	15.65	0.32	38.31	2.06
N+P+Si+Fe+EDTA	15/12/94	0.17	5.13	1.85	31.92	1.20
N+P+Si+Fe+EDTA	18/1/95	1.36	6.00	1.13	39.73	2.39
N+P+Si+Fe+EDTA	30/1/95	0.43	5.79	1.48	29.09	1.98
N+P+Si+Fe+EDTA	1/3/95	1.58	29.49	0.72	34.76	2.64
N+P+Si+Fe+EDTA	14/3/95	0.13	1.72	1.67	36.89	2.02
N+P+Si+Fe+EDTA	18/4/95	0.03	2.64	1.88	10.84	0.97
N+P+Si+Fe+EDTA	27/4/95	0.04	3.96	1.29	29.29	1.71
N+P+Si+Fe+Mn+EDTA	2/11/94	2.37	24.10	3.02	70.23	3.05
N+P+Si+Fe+Mn+EDTA	17/11/94	0.57	2.65	0.35	22.70	1.53
N+P+Si+Fe+Mn+EDTA	1/12/94	2.12	25.51	1.74	46.82	5.20
N+P+Si+Fe+Mn+EDTA	15/12/94	0.37	7.69	0.54	39.02	2.21
N+P+Si+Fe+Mn+EDTA	18/1/95	1.69	7.05	0.54	36.89	1.90
N+P+Si+Fe+Mn+EDTA	30/1/95	1.22	12.82	1.50	36.18	1.98
N+P+Si+Fe+Mn+EDTA	1/3/95	1.63	33.13	0.65	28.38	1.63
N+P+Si+Fe+Mn+EDTA	14/3/95	0.08	1.31	0.81	38.31	1.98
N+P+Si+Fe+Mn+EDTA	18/4/95	0.03	3.97	2.76	22.85	1.79
N+P+Si+Fe+Mn+EDTA	27/4/95	0.00	1.33	0.77	42.18	2.15

remarque que la teneur en nitrites baisse pour les campagnes hivernales, alors que la tendance semble s'inverser pour la dernière campagne de prélèvements, qui est printanière.

Pour les nitrates, on observe une diminution des teneurs après séjour de l'eau, correspondant soit à une utilisation de cet élément par les macrophytes et microphytes présentes dans la claire, ou bien à une absorption par le sédiment de cet élément (Feuillet *et al.* 1988).

Pour l'ammoniaque, les teneurs des eaux entrant dans la claires évoluent peu. Par contre, après séjour de l'eau, on assiste à une augmentation de ces teneurs (relargage par le sédiment, sécrétion par crustacés...).

Pour la silice, en période hivernale (3 premières campagnes), les teneurs sont stables, pour des eaux entrant dans la claire ainsi que pour des eaux ayant stabulé. Pour les deux dernières campagne (campagne printanière), on observe une baisse de ces teneurs (inversion de tendance). Les eaux ayant séjourné dans la claires présentent des teneurs plus importantes que les eaux entrantes (sauf pour la troisième campagne); il y aurait là aussi un relargage de cet élément par le sédiment.

Pour les phosphates il n'est pas possible de déterminer de réelle évolution, les amplitudes de variation étant faibles.

3-5-2 Pour les cultures en ballons au pic de biomasse.

Les résultats des analyses des échantillons d'eau prélevés dans les ballons au pic de biomasse, afin d'estimer les consommations en éléments nutritifs, figurent dans les Tableaux 13 et 13 bis. Pour le moment les teneurs observées n'ont pas encore été traitées en terme de consommation, seules les données brutes sont consignées ici.

4 - Conclusions

Tout d'abord, il est aisé de noter, sur les dix périodes d'étude, une certaine régularité dans les résultats des tests d'enrichissements différentiels. En effet on constate peu d'évolution des densités numériques cellulaires, obtenues avec les enrichissements permettant les meilleures croissances.

Les campagnes de prélèvement, réalisées durant la durée de l'étude , ont montré dans un premier temps que :

- le premier facteur nutritionnel limitant est la silice; que le phosphate et le manganèse peuvent être considérés comme le deuxième facteur limitant, ce qui est confirmé par l'analyse de variance.

- l'addition de métaux semble avoir un effet stimulant durant les premiers jours de cultures en réduisant le temps nécessaire à l'obtention de la phase de plateau (résultats déjà observés par Moreau *et al.* 1994); elle ne permet pas toutefois d'obtenir une biomasse plus importante que celle obtenue avec N+P+Si.

- les résultats relatifs aux cultures réalisées en ballons ou en erlenmeyers ne présentent pas de différences significatives.

- en terme de biomasse (cell./mL), on n'observe pas de différence significative entre des eaux entrant dans la claire et celles ayant séjourné dans celle-ci. Cette constatation s'établit, tous enrichissements confondus. Pour juger en terme de biomasse si les eaux diffèrent au niveau de leurs qualités nutritionnelles il serait bon de refaire une analyse de variance sur les témoins (sans enrichissements).

Dans un deuxième temps, pour les synthèses pigmentaires, protéiques et glucidiques, on observe des différences significatives entre les enrichissements, et aussi entre le type d'eau considéré :

- ainsi pour les pigments totaux (Chl. *a*, phéophytine) et carotènoïdes, les enrichissements N+P+Si+Fe+Mn+EDTA, N+P+Si+Fe+EDTA, et N+P se distinguent des autres enrichissements par des niveaux de synthèse plus importants. Ces synthèses sont plus accrues pour les eaux entrant dans la claire en comparaison avec les eaux ayant séjourné dans celle-ci, ce qui traduirait le rôle éventuel d'oligo-éléments non pris en compte dans les enrichissements et intervenant dans le métabolisme des synthèses pigmentaires.

- pour les synthèses protéiques, on n'observe pas de différences significatives entre les enrichissements, ni entre les eaux d'origine différente.

- en revanche pour les glucides, des différences significatives s'observent, entre enrichissements et entre qualité de l'eau. Les métaux permettent d'obtenir des niveaux de synthèse plus élevés que les autres enrichissements. Les eaux entrant dans la claire permettent d'obtenir des synthèses plus importantes que les eaux ayant séjourné. On pourrait encore ici évoquer le rôle des oligo-éléments.

L'étude des paramètres physico-chimiques en terme de consommation, permettra de mieux comprendre le rôle des métaux sur les synthèses pigmentaires et glucidiques, et de préciser les besoins en silice d' *Haslea ostrearia*.

Le résultat le plus significatif de cette étude est le rôle joué par la silice dans l'économie du verdissement de la claire entre Novembre et Avril. Il diffère ainsi de ceux trouvés en baie de Bourgneuf (Robert, 1983). Il conviendrait d'étendre ce type d'étude à d'autres périodes (printemps-été), de façon à se situer dans le cas de l'exploitation réelle des claires pour l'affinage des huîtres, entre Septembre et Décembre tout particulièrement.

ANNEXES

MATERIEL ET METHODES

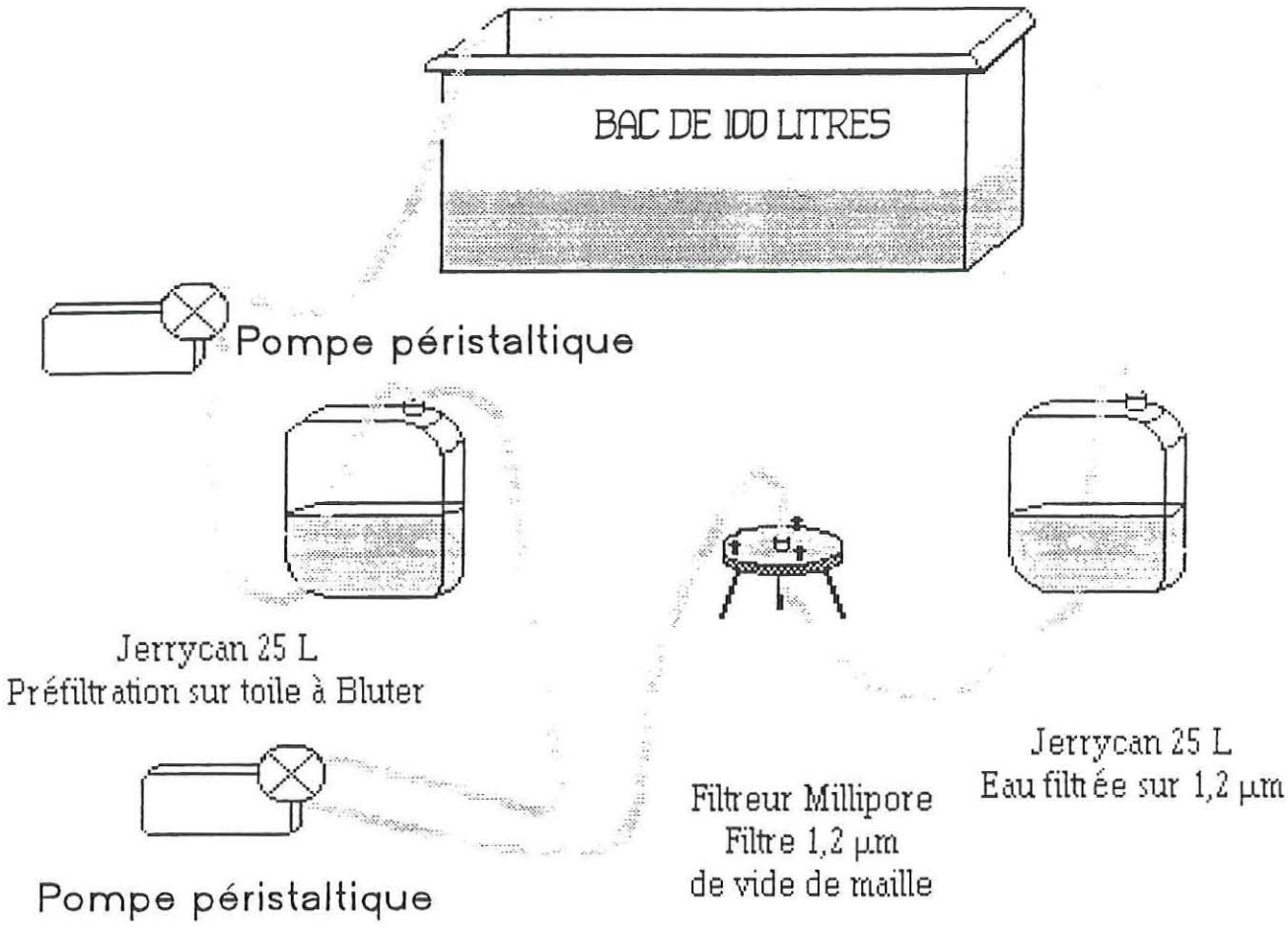


Fig. A

PRELEVEMENT D'EAU
STATION EXPERIMENTALE IFREMER
DE RONCE-LES-BAINS

Fig. B

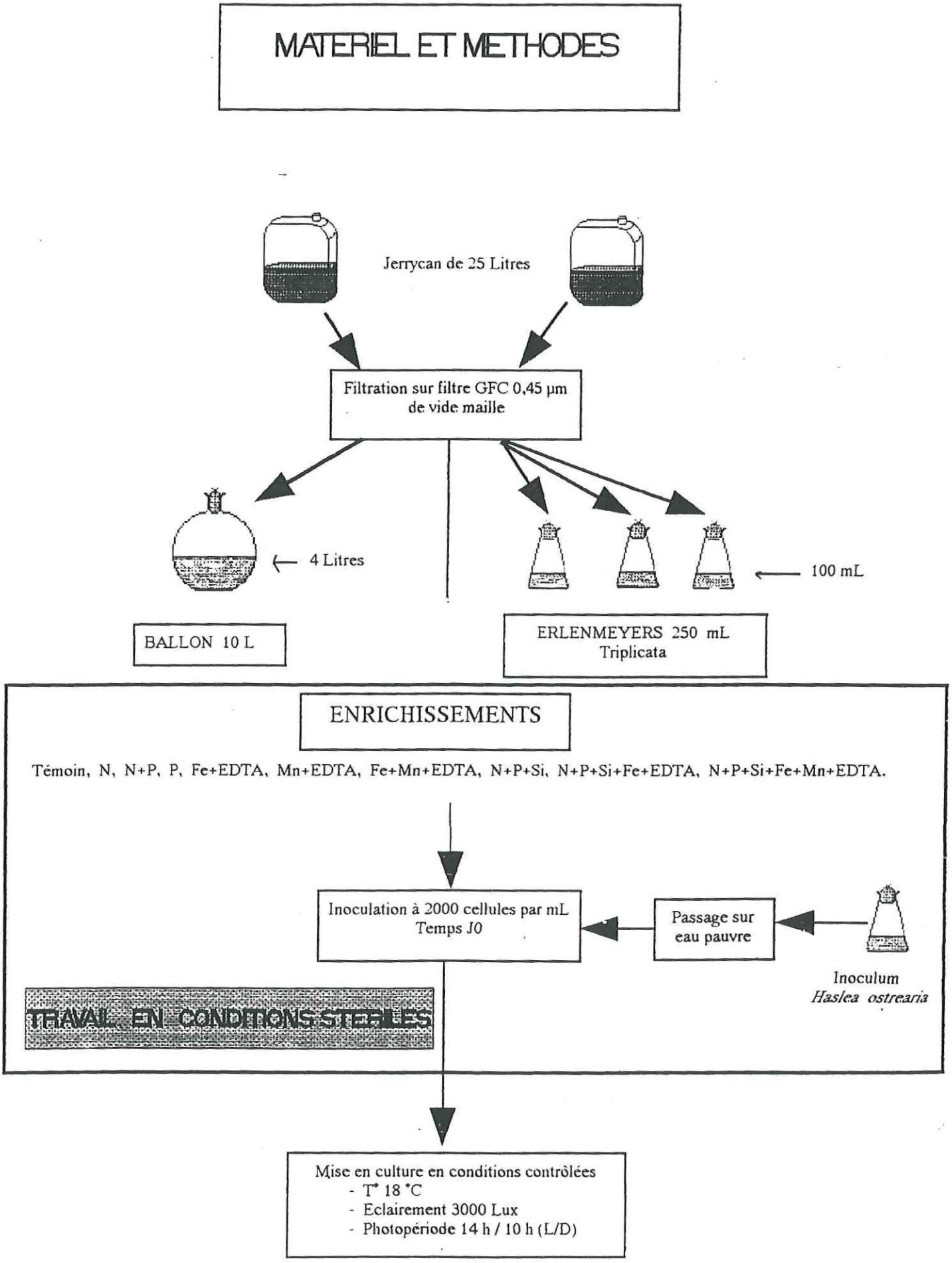
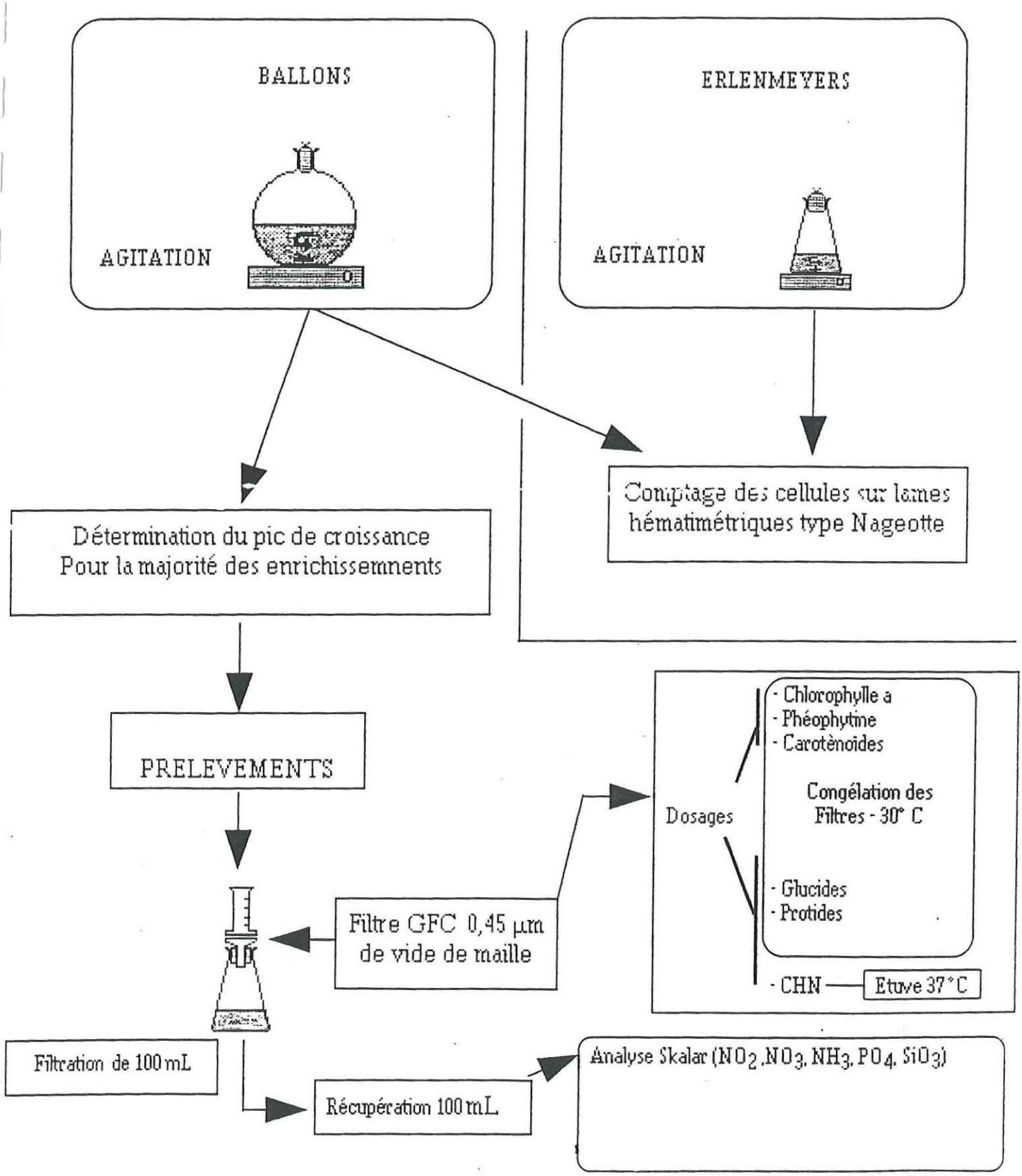

MATERIEL ET METHODES
Jerrycan de 25 Litres
Filtration sur filtre GFC 0,45 µm de vide maille
4 Litres
100 mL
BALLON 10 L
ERLENMEYERS 250 mL Triplicata
ENRICHISSEMENTS
Témoin, N, N+P, P, Fe+EDTA, Mn+EDTA, Fe+Mn+EDTA, N+P+Si, N+P+Si+Fe+EDTA, N+P+Si+Fe+Mn+EDTA.
Inoculation à 2000 cellules par mL Temps J0
Passage sur eau pauvre
Inoculum
Haslea ostrearia
TRAVAIL EN CONDITIONS STERILES
Mise en culture en conditions contrôlées
- T° 18 °C
- Eclairement 3000 Lux
- Photopériode 14 h / 10 h (L/D)

Fig. C

MATERIEL ET METHODES



Barbosa, F. A. R., 1989. Evidence from algal bioassays of seasonal nutrient limitations in two English lakes, *Hydrobiologia*, **188/189** : 211-228.

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.

Berland, B. R., Bonin, D. J., Maestrini, S. Y. & Pointier, J.-P., 1973 b. Etude de la fertilité des eaux marines au moyens de tests biologiques effectués avec des cultures d'algues. III Réponses de la diatomée *Skeletonema costatum* à différentes concentrations d'éléments nutritifs. *Ins. Rev. Gesamten Hydrobiol.*, **58** (3) : 401-416.

Berland, B. R., Bonin, D. J., Maestrini, S. Y. & Pointier J.-P., 1973 c. Etude de la fertilité des eaux marines au moyens de tests biologiques effectués avec des cultures d'algues. IV Etude d'eaux cotières méditerranéennes. *Ins. Rev. Gesamten Hydrobiol.*, **58** (4) : 473-500.

Bonetto, C., Zalocar, Y., Planas, D. & Pedrozo, F., 1991. Responses of Phytoplankton to experimental nutrient enrichment in Paraguay, Bermejo and upper Parana Rivers. *Tropical Ecology*, **32** (1) : 47-64.

Charpy-Roubaud, C. J., Charpy, L. J. & Maestrini, S. Y., 1982. Fertilité des eaux cotières nord-patagoniques : facteurs limitant la production du phytoplancton et potentialités d'exploitation mytilicole. *Oceanol. Acta*, **5**, (2) : 179-188.

Dubois, M., Gilles, K.A., Hamilton, J.K, Rebers, P.A. & Smith, F., 1956 Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Anal. Chem.*, **28** : 350-356.

Feuillet-Girard, M., Héral, M., Sornin, J.-M., Deslous-Paoli, J.-M, Robert, J.-M., Mornet, F. & Razet, D., 1988. Eléments azotés de la colonne d'eau et de l'interface eau-sédiment du bassin de Marennes-Oléron : influence des cultures d'huîtres. *Aquat. Living Ressour.*, **1** : 251-265.

Klapwijk, S. P., Bolier, G. & van der Does, J., 1989. The application of algal growth potential tests (AGP) to the canals and lakes of western Netherlands, *Hydrobiologia*, **188/189** : 189-199.

Lorenzen, C. J., 1967. Determination of Chlorophyll and Pheopigments : spectrophotometric equations. *Limnol. Oceanogr.*, **12** : 343-346.

Lowry, O.H., Rosebrough, N.J., Parr, A.L. & Randall, R.J., 1951. Protein measurement with the Folin phenol reagent. *J. Biol. Chem.*, **193** : 265-275.

Lukavsky, J., 1992. The evaluation of algal growth potential (AGP) and toxicity of water by miniaturized growth bioassay. *Wat. Res.*, **26** (10) : 1409-1413.

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.

Moreau, C., Robert, J.-M. & Rouillard I., 1994. Effect of iron and manganese on the growth of the Diatom *Haslea ostrearia* in batch culture. *Cah. Biol. Mar.*, **35** : sous presse.

Nishijima, T. & Hata, Y., 1991. Growth potentials of red tide phytoplanktoners in coastal seawater by AGP assay. *Mar. Poll. Bull.*, **23** : 175-179.

Ranson, G., 1927. L'absorption des matières organiques dissoutes par la surface extérieure du corps chez les animaux aquatiques. *Ann. Inst. Oceanogr.*, Paris, **4** : 49-174.

Robert, J.-M., Maestrini, S.Y., Bagès, M., Dréno, J.-P. & Gonzalez-Rodrigez, E., 1979. Estimation, au moyen de tests biologiques de la fertilité pour trois diatomées, des eaux des claires à huîtres de Vendée, *Oceanol. Acta*, **2** (3) : 275-286.

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.

Rudeck, J., Paerl, H. W., Mallin, M. A. & Bales, P.W., 1991. Seasonal and hydrobiological control of phytoplankton nutrient limitation in the lower Neuse River Estuary, North Carolina. *Mar. Ecol. -Prog. Ser.*, **75** :133-142.

Strickland, J. D. H. & Parsons T. R., 1972. A practical handbook of seawater analysis. *Bull. Fish. Res. Bd. Can.*, 167 : 1-311.

PREMIERS ESSAIS AUTOMNAUX DE CULTURE DE DIATOMEES EN MASSE (24 m^3) SUR EAU DE MER FERTILISEE (N/P/Si).

Culture sans ensemencement et conditions limitantes.

J. HUSSENOT et N. BROSSARD

IFREMER/CNRS - CREMA L'HOUMEAU

SOMMAIRE

	Pages
REMERCIEMENTS	
INTRODUCTION	86
I. ESSAIS DE CULTURE EN MASSE DE DIATOMEES EN BASSIN EXTERIEUR DE 24 m^3	88
1.1. Matériels et méthodes	88
1.2. Résultats et discussion	90
1.2.1. Données de l'environnement	90
1.2.2. Biomasse phytoplanctonique	91
1.2.3. Autres paramètres descripteurs de la biomasse	92
1.2.4. Consommation des nutriments	93
1.3. Conclusions des essais *in situ*	94
II. LE FER : UN FACTEUR LIMITANT POUR LA CROISSANCE AUTOMNALE DE *SKELETONEMA COSTATUM* ? (EXPERIMENTATION *IN VITRO*)	96
2.1. Connaissances bibliographiques	96
2.2. Objectif de l'expérimentation *in vitro*	97
2.3. Matériels et méthodes	97
2.4. Résultats	98
2.5. Discussion	98
2.6. Recommandations	100
III. CONCLUSION GENERALE	101
IV. BIBLIOGRAPHIE	103
V. FIGURES	106
VI ANNEXES	123

REMERCIEMENTS

Cette étude a été menée avec la participation financière de la Région Poitou-Charentes, ce qui nous a permis notamment de compléter les outils nécessaires à l'observation en continu de la culture, et de renforcer l'équipe technique durant la période expérimentale de l'automne 1994.

Nous remercions tout particulièrement Marcel Guillaut qui nous a assisté au quotidien dans tous les essais *in situ*. Nos remerciements vont aussi à Lucette Joassard qui a apporté son appui technique pour les travaux en salle d'algues, et à Françoise Mornet pour les analyses de nutriments au Skalar et l'aide à la détermination et au comptage des populations naturelles de microalgues.

Nous n'oublierons pas Dominique Gautier, qui durant la période de ces expérimentations a effectué au sein de notre équipe, un travail de synthèse bibliographique sur la culture de Skeletonema costatum ainsi que Dr Serge Y. Maestrini qui a bien voulu mettre à notre disposition son abondante bibliographie sur les microalgues.

INTRODUCTION

Dans le cadre du contrat de plan IFREMER-Poitou Charentes 1994-1998, nous avons engagé la suite du programme "STIMULATION DE LA PRODUCTIVITE DES MARAIS" du CREMA, élément du projet "CLAIRES OSTREICOLES" retenu par la Région. Il s'agit de développer les recherches nécessaires pour obtenir la maîtrise de la culture en masse des diatomées de façon à enrichir en nourriture les claires à huîtres durant la phase de l'affinage qui précède les fêtes de Noël.

En 1994, l'effort a porté sur :

- **la procédure de lancement initial de la culture de diatomées** jusqu'au niveau d'intensification souhaité (environ 700 à 800 000 cellules par millilitre), pour commencer les dilutions et enrichissements d'une culture semi-continue. En 1993, comme il nous fallait au départ une identité de cellules sur les microcosmes, nous avions commencé directement avec 400 000 cellules par millilitre pour étudier uniquement la phase de maintien de la culture en faisant varier les taux de dilution (Froissard, 1994). Ce travail sur la mise en route de la culture a été initié au printemps 1994 (Hussenot & Dobbelaere, à paraître), et à l'automne (présente étude).

- **le changement d'échelle des cultures semi continues** de Skeletonema costatum, entre le microcosme de 230 litres, utilisé en 1993, et un bassin en béton de volume unitaire de 24 m^3 , utilisé en 1994.

- **la recherche de techniques simples de culture**, nécessitant un minimum de frais et d'équipement pour le suivi de la biomasse et la gestion des apports (eau + nutriments).

- **les conditions limitantes propres à l'automne dans la culture en masse de diatomées**, dans la mesure où la température décline, la lumière est moins importante qu'au printemps.

Les principaux objectifs ont été de :

- tester à l'échelle réelle d'un bassin de production (24 m^3) la capacité à développer une culture de la diatomée de type Skeletonema costatum sans ensemencer le bassin.

- évaluer la possibilité d'atteindre une concentration cellulaire de 600 000 cellules par millilitre et de maintenir une culture semi-continue ; une part de la production quotidienne phytoplanctonique étant exportée et remplacée par de l'eau de mer enrichie en nutriments essentiels.

Après constatation du faible taux de croissance des algues à l'automne, il a été aussi nécessaire de :

- évaluer l'influence d'un milieu enrichi en fer chélaté et non chélaté (expérimentation in vitro) sur la vitesse de croissance de S.costatum et sur la teneur en chlorophylle a des cellules, en comparaison avec une culture témoin, représentative des conditions de culture habituelles.

I. : ESSAIS DE CULTURE EN MASSE DE DIATOMEES EN BASSIN EXTERIEUR DE 24 M³.

La période expérimentale s'est déroulée entre le 11/10/94 et le 12/12/94 de façon à simuler une production d'algue "fourrage" (S.costatum) menée à l'époque de l'affinage des huîtres en marais charentais. Jusqu'à présent tous les essais avaient été menés au moment du printemps.

1.1 MATERIELS ET METHODES

Les différents essais ont été effectués sur le site expérimental du CREMA dans un bassin béton carré de 5m x 5m x 1,2m. Celui-ci était équipé :

- d'une rampe de diffusion d'air en I reliée à un surpresseur (modèle Rietschle SKG 275-2V.02), d'une puissance de 1500 watts, créant deux courants opposés de circulation de l'eau, du fond vers la surface et du centre vers les côtés ;

- de capteurs de l'irradiance lumineuse, placés à la surface et à 40 cm de profondeur, de sondes de température et de pH, tous reliés à une centrale d'acquisition Licor LI-1000 ;

- d'une règle graduée pour déceler toute variation du volume initial (24 m³), et permettre des changements d'eau précis.

L'eau de mer servant aux remplissages du bassin était systématiquement filtrée à 250 µm pour éviter l'introduction de copépodes adultes (comme Acartia grani), déterminés comme les plus importants brouteurs de phytoplancton dans la zone d'étude.

Quatre essais ont été effectués (figure 1) :

- le premier essai (essai D) a été réalisé du 11/10/94 au 18/10/94 (J0/J7) en démarrant la culture sans ensemencement, avec un simple apport en nutriments essentiels (N/P/Si) ; les essais du printemps 1994 ayant montré qu'il était possible de démarrer une culture sans ensemencement. En effet, la souche Skeletonema costatum est présente dans l'eau pompée et domine les autres souches par une vitesse de croissance plus rapide si la concentration en silice est suffisante (Hussenot & Gautier, 1994).

- les deux essais suivants (essai E et essai F) ont été réalisés respectivement du 18/10/94 au 2/11/94 (J0/J15) et du 3/11/94 au 16/11/94 (J0/J13). Le protocole était identique à l'essai D, mais la température moyenne de l'eau était inférieure de 3-4°C.

- le dernier essai (essai G) s'est déroulé à partir du 18/11/94 en supprimant toute aération dans le bassin.

Entre chaque essai, le bassin ainsi que les diverses sondes étaient nettoyés à l'eau de mer.

L'enrichissement en nutriments essentiels (N/P/Si) était réalisé avec trois engrais monocomposants :

- **Ammonitrate (AMN)**, contenant 33,5% de N (16,75% N-NO_3 et 16,75% N-NH_4), soluble dans l'eau de mer à 94%. Ce composé mixte évite un excès de N-NH_4, qui peut se révéler dangereux à des doses accumulées de 600 µmoles/l et plus (Gautier et al., 1994).

- **Double SuperPhosphate (DSP)**, contenant 25 % de P_2O_5, soluble dans l'eau de mer à 100%.

- **Silicate de Soude Liquide (SSL)**, contenant 29 % de silice, de densité 1,39 et soluble dans l'eau de mer à 80 % en le prédiluant dans l'eau douce (Hussenot & Gautier, 1994).

A chaque essai, les doses d'engrais étaient apportées dans un rapport N/P/Si de 9,3/1/3,5. Chaque engrais a été préalablement ensaché en doses prêtes à l'emploi (doses pour produire en théorie d'après les essais printaniers précédents 100, 200, 500 µg/l de chla dans 24 m^3).

Le premier apport a toujours été réalisé le premier jour de chaque essai (J0). Après montée de la biomasse et (ou) après dilution de la culture, d'autres doses ont complété la première pour éviter un effondrement de la culture par limitation des nutriments.

Les paramètres température, salinité, oxygène dissous, pH, biomasse chlorophyllienne, transparence au disque de Secchi et absorption à 680 nm ont été mesurés quotidiennement à 9h00 et 9h30, sur trois stations différentes a, b et c et à mi profondeur. Aucune modification de la qualité de l'eau, due à un enrichissement en nutriment ou (et) à un changement d'eau partiel, n'était effectuée avant la prise des paramètres.

La transparence au disque de Secchi est exprimée dans les résultats par la distance en centimètres séparant le fond du bassin, du niveau d'extinction du disque.

Les cellules de Skeletonema costatum ont été dénombrées :

- manuellement sous microscope inversé à l'aide de la cellule de Malassez;

- automatiquement avec un compteur de particules "Coulter Electronics" de type Multisizer à 256 canaux. Une régression "quantité de cellules par colonies/ longueur de la colonie" a permis de convertir les résultats bruts en nombre de cellules puis en concentration cellulaire selon la méthode de Sauriau & Baud, 1992 (cf annexe 1).

Des mesures en continu ont été enregistrées toutes les dix minutes, pour l'irradiance lumineuse, la température de l'eau et le pH. Des essais de mesure en continu de l'absorption à 680 nm avec un DR 2000 Hach équipé d'une cuve en continu ont été tentés, mais la formation de buée sur la cuve du spectrophotomètre a empêché l'acquisition de données exploitables.

1.2 RESULTATS ET DISCUSSION

1.2.1 Données de l'environnement

La qualité de l'eau de mer du site du marais du Plomb, où sont situées les installations expérimentales du CREMA, a été variable durant la période des essais. Chaque début d'essai a correspondu avec une période de grande marée, période durant laquelle la réserve a pu être remplie avec une eau fraîche venant du large. Au fur et à mesure de la stagnation dans la réserve, l'eau décante, s'appauvrit en nutriments, et les espèces phytoplanctoniques diminuent en diversité.

Lors des essais D,E,F, le remplissage du bassin a été effectué avec une eau de mer décantée dans la réserve. Pour l'essai G, le remplissage du bassin a été réalisé directement avec une eau amenée par la marée, beaucoup plus chargée en matière en suspension que l'eau de la réserve.

Les figures 1, 2, 3, 4 et 5 présentent l'évolution des principaux paramètres du milieu lors des différents essais parallèlement. La température et l'intensité lumineuse (irradiance) sont plus importantes pour l'essai D qui s'est déroulé au début de l'automne. Ceci explique en partie le développement rapide de la culture et l'apparition d'une biomasse microalgale importante, supérieure à 10^6 cellules/ml (figure 1). Ces valeurs de concentration cellulaire ne sont d'ailleurs jamais atteintes durant les essais suivants. Les conditions météorologiques des essais E, F, G correspondent probablement mieux aux conditions automnales standards. En effet, un temps couvert et pluvieux s'était manifesté pendant ces essais ; les températures de l'eau s'échelonnaient de 10,9°C à 14°C et l'irradiance lumineuse de surface ne dépassait pas 500 à 1000 $\mu moles.m^{-2}.s^{-1}$, lorsque l'ensoleillement était maximal.

Pour les essais E, F, G, les valeurs de pH montrent des maxima journaliers de seulement 8,7, indicatrices d'une activité photosynthétique limitée. Une régulation du pH avait été prévue par ajout automatique d'acide chlorhydrique 10^{-1}M, mais il n'a pas été nécessaire d'y avoir recours, les valeurs n'ayant jamais atteint des seuils critiques inhibiteurs de la croissance (pH>9-9,5). Au printemps, les valeurs maximales de pH atteignaient jusqu'à 9,6 ce qui prouve une activité photosynthétique bien supérieure à celle de l'automne.

1.2.2 Biomasse phytoplanctonique

Nous constatons que l'évolution de la biomasse a différé suivant les essais (figure 1) :

- essai D (figure 6) : l'évolution est rapide et importante. La biomasse chute rapidement à J6/J7. Les conditions météorologiques expliquent l'ampleur de ce bloom constitué exclusivement de S.costatum.

- essai E (figure 7) : l'évolution est constante jusqu'à J5, puis la culture se dégrade régulièrement. Un bloom de la diatomée Nitzschia acicularis fut introduit dans le bassin lors de la dilution (J6) avec une eau de la réserve riche de cette espèce.

- essai F (figure 8) : l'évolution lente de la biomasse (10 jours pour atteindre 300 000 cellules/ml) s'explique par un ensoleillement faible (figure 4a) et une température moyenne de l'eau de 13,1°C. La culture était constituée exclusivement de chaînes moyennes de 6 cellules de S.costatum. Après 2 dilutions consécutives (J11/J12), la culture s'est dégradée.

- essai G (figure 9) : il a été décidé de stopper l'aération dans cet essai. 300 000 cellules/ml sont atteintes en 19 jours. Les conditions météorologiques (T=11°C; intensité lumineuse ≤ 500 $\mu moles.m^{-2}.s^{-1}$) et l'arrêt du bullage n'ont pas favorisé le développement rapide de la culture. La turbidité importante de l'eau de départ de cet essai (eau de mer n'ayant pas transité par la réserve-décanteur) a eu probablement un effet retard sur le développement de la culture. Cet essai a permis de montrer qu'il était possible de développer la souche de S.costatum sans aération. La population était constituée de chaînes (jusqu'à 30 cellules), bien formées (contenu cellulaire très vert). Après une dilution de 43% à J21, la population s'est effondrée.

Nous remarquons (tableau 1) que le rapport "biomasse chlorophyllienne/cellule" est différent de celui obtenu au printemps, avec 2 à 3 fois moins de chlorophylle par cellule à l'automne qu'au printemps. Ces résultats sont en contradiction avec les observations faites sur des cultures de S. costatum à différentes luminosités (Hitchcock, 1980) ou sur des cultures de S. costatum sur eau de forage (Brault et al.,

1994) qui constatent qu'en lumière réduite la quantité de chlorophylle par cellule augmente.

Tableau 1 : Quantité de cellules comparées à 1 µg de chlorophylle a : comparaison entre les différents essais et la moyenne des essais printaniers. Nombre d'observations et R^2 de la régression linéaire correspondante.

essai	cellules (en 10^6)	nbre obs	R^2
printemps	1,0		
essai D	2,8	9	0,91
essai E	2,7	7	0,48
essai F	1,4	16	0,72
essai G	2,0	11	0,81

Ce phénomène pourrait provenir de carences en certains éléments minéraux non apportés dans notre enrichissement, indispensables pour constituer les molécules enzymatiques nécessaires à la synthèse de la chlorophylle (cf chapitre II).

1.2.3 Autres paramètres descripteurs de la biomasse

Pour l'essai D, le comptage sur la cellule de Malassez, la mesure au disque de Secchi, l'absorption à 680 nm. ont été corrélés avec la teneur en chlorophylle a. Les figures 6b, 6d, 6f représentent les régressions entre la chlorophylle a et les paramètres. Nous remarquons que l'évolution de la courbe de l'absorption in vivo à 680 nm est globalement similaire à la courbe de la chlorophylle a (figure 6e). Elle est un bon indicateur d'évolution de la biomasse chlorophyllienne, plus sensible que l'absorption à 750 nm que nous utilisions précédemment.

La mesure au disque de Secchi, présente la meilleure corrélation avec la chlorophylle a. Des sources d'erreur peuvent cependant exister :

- la précision des mesures est dépendante de la turbidité initiale de l'eau ; en début de culture, le milieu est souvent chargé en sédiment.
- l'extinction du disque varie en fonction de l'acuité visuelle du technicien et de la luminosité au moment de la mesure.

L'évolution de la concentration en chlorophylle a est pratiquement identique à celle du comptage sur cellule de Malassez. La relation qui lie cependant les 2 paramètres n'apparaît pas stable d'un essai à l'autre, encore moins d'une saison à l'autre (tableau 1). Il sera donc toujours nécessaire si l'on souhaite avoir un dénombrement cellulaire d'effectuer le comptage sous microscope, travail long et nécessitant un matériel onéreux. Cette technique est couramment utilisée en salle d'algues.

Lors des essais suivants, les mêmes mesures ont été effectuées et des résultats équivalents ont été obtenus. Les suivis des paramètres Secchi et absorption à 680 nm ont permis d'estimer immédiatement l'état de la culture avant toute analyse de laboratoire.
Pour un suivi par la profession ostréicole, un photomètre monolongueur d'onde à 680 nm serait une solution idéale pour apprécier rapidement la croissance de la culture avec un coût raisonnable (estimation indirecte de la chlorophylle a). A ce jour malgré nos recherches nous n'avons pas trouvé l'appareillage adapté qui doit être simple, robuste et bon marché (Hussenot, 1994)

1.2.4 Consommation des nutriments

La figure 10 visualise la consommation des nutriments N/P/Si durant les essais D,E,F. Nous observons que les rapports N/P/Si sont différents suivant les essais en raison d'une consommation variable de l'azote. Par contre le rapport P/Si des trois essais est stable aux environs de 1/5,5 au lieu de 1/4 au printemps. L'apport en nutriments qui avait été fait dans un rapport P/Si de 1/3,5 pour éviter une surconsommation de la silice, composé le plus coûteux, a pu entraîner une légère limitation en silice qu'il faudrait à l'avenir essayer de corriger dans les cultures automnales.

Si les rapports atomes/atomes sont malgré tout assez proches de ceux du printemps, les consommations en µmoles par cellule ou par unité de chlorophylle a sont par contre nettement supérieures à celles du printemps (tableaux 2 et 3).

Tableau 2 : Moyenne des consommations de N/P/Si pour produire 1µg de chlorophylle *a* (µmoles)

nutriments	printemps 93	essai D	essai E	essai F
N	0,21	0,68	1,51	1,42
P	0,021	0,08	0,19	0,12
Si	0,085	0,47	1,05	0,60

Tableau 3 : Moyenne des consommations de N/P/Si pour produire 10^7 cellules (µmoles)

nutriments	printemps 93	essai D	essai E	essai F
N	2,15	1,72	6,74	7,84
P	0,21	0,21	0,85	0,63
Si	0,85	1,18	4,67	3,33

Dans l'essai D qui a donné les meilleures productions de diatomées en raison des conditions d'ensoleillement et de températures supérieures, les consommations par cellule (tableau 3) sont proches de celles mesurées dans l'étude en microcosme du

printemps 1993 (Froissard, 1994). Par contre, les essais E et F montrent une surconsommation de nutriments par cellule d'un facteur 3 à 4 par rapport à l'essai D (tableau 3). Ce phénomène d'assimilation en excès est connu dans la littérature anglo-saxonne sous le nom de "luxury uptake". Dans l'essai E un apport complémentaire pour les besoins de 500 µg par litre de chlorophylle a (figure 1) a fait passer brutalement, du jour au lendemain, la consommation d'azote pour 10^7 cellules de 3 à 26 µmoles et la consommation de phosphore de 0,4 à 3,4 µmoles (cf tableau de consommation N/P/Si en annexes). Si N et P ont été surconsommés avec un facteur proche de 10 au jour 4, la silice par contre n'a été surconsommée que par un facteur 3 (de 3,8 à 11,6 µmoles) ; mais la figure 12 montre que la silice dans l'eau était l'élément dont la concentration molaire était la plus faible.

Les figures 11b, 12b, 13b permettent de constater que la forme ammoniacale de l'azote est rapidement utilisée alors que la forme nitrate n'est consommée qu'après l'épuisement de $N\text{-}NH_4$.

La culture de l'essai F a manqué de silicates au jour 10, ce qui a provoqué son effondrement malgré un échange d'eau et une fertilisation à J11, sans doute trop tardive.

Les tableaux 2 et 3 montrent que nous devrons à l'avenir, pour estimer les consommations théoriques de nutriments, utiliser l'estimation de la chlorophylle *a* plutôt que le comptage cellulaire. En effet, la variation entre les essais automnaux des consommations de nutriments est plus réduite si nous nous référons à la chlorophylle *a* plutôt qu'à la densité cellulaire. Ce résultat est intéressant car les techniques indirectes de mesure de la biomasse que nous utilisons (Secchi, absorbance 680 nm) sont fonction de l'abondance des pigments chlorophylliens, et sont plus étroitement liés à la chlorophylle a qu'à la densité cellulaire, si la quantité de chl *a* par cellule varie.

1.3 CONCLUSIONS DES ESSAIS *IN SITU*

L'orientation naturelle de nos cultures vers l'espèce S.costatum, confirme les résultats de mars 1994. Il n'est pas nécessaire en effet d'ensemencer une culture sur eau de mer contrairement à une culture sur eau de forage. Toutefois, à l'automne, la croissance plus lente, nous incitera à l'avenir à redémarrer des cultures avec un minimum de 100 à 200 000 cellules par millilitre, de façon à réduire le temps de production.

Il apparaît d'autre part que le fait d'ajouter en cours de croissance des nutriments favorise leur surconsommation. Il serait intéressant de comparer les consommations entre une culture avec un apport unique initial pour produire X cellules par ml et une culture où on apporte d'abord les besoins pour X/2 cellules par ml et quelques jours après le restant (soit à nouveau pour X/2).

Le nombre maximal de cellules obtenues dans les essais à luminosité faible (essais E, F, G) reste bien en dessous de 1 million de cellules par ml, malgré une température de l'eau cette année, supérieure à 10°C, même jusqu'à la mi-décembre.

L'eau de la réserve a entraîné l'introduction d'algues "parasites", en cours de culture, par le renouvellement de l'eau. En effet la réserve du CREMA, seule source disponible d'eau de mer en période de mortes-eaux, contenait, à plusieurs reprises, une concentration élevée de diatomées du genre Nitzchia. Ces diatomées moins exigeantes en silice que S. costatum, trouvent souvent des conditions favorables à leur croissance dans les marais salés endigués de nos côtes. Mais, même mélangées en nombre à une culture de S. costatum, ces algues n'ont jamais pris le dessus dans le bassin de culture. Par contre elles ont probablement contribué à l'assimilation des nutriments. Pour l'application professionnelle de nos résultats, les Nitzchia sont aussi intéressantes comme fourrage pour les huîtres. Le seul inconvénient pourrait être de déséquilibrer les nutriments disponibles par rapport à une consommation théorique calculée pour S. costatum.

II. : LE FER: UN FACTEUR LIMITANT POUR LA CROISSANCE AUTOMNALE DE Skeletonema costatum? (EXPERIMENTATION IN VITRO)

La croissance de S costatum a été très lente durant les essais E, F, G d'automne 1994 sur eau de mer enrichie en N/P/Si.

Le fer étant le quatrième composant principal dans les besoins nutritifs des diatomées, il est possible qu'il soit en quantité limitante dans nos cultures, à la période automnale ? Les océanographes spécialistes du phytoplancton sont en train de s'apercevoir que ce composé pourrait être l'élément limitant dans certaines mers du globe où les éléments nutritifs majeurs sont présents alors que la biomasse algale reste très faible (Martin et al., 1994 ; Wells et al., 1995)

Nous avons tenté de répondre à cette question, par une expérimentation in vitro, réalisée en décembre 1994.

2.1 CONNAISSANCES BIBLIOGRAPHIQUES

Les chloroplastes, organites cellulaires photosynthétiques, renferment plusieurs protéines. On peut mettre en évidence des protéines de structure, de nombreuses enzymes, et une protéine contenant du fer : **la ferrédoxine.** Celle-ci intervient dans les réactions photochimiques (Berkaloff et al., 1967). Les principaux acteurs sont les photons, la chlorophylle a, la ferrédoxine, **le cytochrome b6** et **le cytochrome f,** contenant aussi du fer (Bougis, 1974). La réaction consiste en une succession de réductions qui aboutit à la transformation d'ADP en ATP. Le fer est aussi présent dans une enzyme qui permet la transformation des nitrates en ammoniaque : **la nitrate réductase**.

Les besoins en fer varient suivant les espèces. Dans notre cas, S. costatum est une algue côtière qui nécessite une quantité importante de cet élément, de l'ordre de 150 µg/litre (Ryther & Kramer, 1961). D'après Jacques (1979), le fer étant insoluble dans les milieux neutres ou faiblement alcalins (eau de mer), il n'est métabolisable que sous forme chélatée ($FeCl_3$+EDTA) encore appelée fer séquestrène.Ce dernier auteur propose deux milieux de culture (Provasoli ; Mac Lachlan) l'un contenant 112 µg de fer chélaté et l'autre 502 µg pour un litre de culture. Par contre, les pays du Sud Est

asiatique pratiquent un enrichissement en fer non chélaté dans les cultures de masse en bassin extérieur de S. costatum des écloseries de pénéides, avec semble-t-il des résultats effectifs (Chen & Ramos, 1989 ; Tseng, 1988). Les concentrations apportées varient de 1700 à 2200 µg/litre ($FeCl_2$ ou $FeCl_3$). Le coût du chélateur étant élevé, la question reste posée de son utilité en grands volumes.

2.2 OBJECTIF DE L'EXPERIMENTATION *IN VITRO*

Des tests *in vitro* de culture sont proposés pour évaluer l'effet possible d'un milieu enrichi en fer chélaté et non chélaté sur la croissance de S. costatum, en comparaison avec une culture témoin, représentative de nos conditions habituelles.

2.3 MATERIELS ET METHODES

Trois milieux de culture avec chacun quatre réplicats, ont été choisis :

- **contrôle** : eau + nutriments N/P/Si
- **FeCl3** : eau + nutriments + 150µg/l Fe Cl3
- **Fe seq** : eau + nutriments + 150µg/l Fe Cl3 + EDTA (chélateur)

L'expérience s'est déroulée entre le 8/12/94 et le 15/12/94 dans la salle d'algues du CREMA ; elle a été équipée pour l'expérimentation de 12 flacons de 4 litres avec des cannes de bullage et bouchons. Un bullage léger a été maintenu constant dans tous les flacons. La température a été thermostatée à 17°C et la lumière (tubes néon de type "gro lux F 58 W") fournissait une irradiance de 100 $\mu moles.m^{-2}.s^{-1}$. La photopériode était de 14 heures de jour et 10 heures de nuit.

Préparation des milieux de culture

L'eau de cet essai provenait d'un bassin extérieur en culture automnale semi continue de S.costatum (phase exponentielle de croissance). La concentration était de 77 200 cellules/ml. Une dilution de 75% avait été effectuée juste auparavant. Les nutriments N/P/Si ont été apportés pour produire 1,5 millions de cellules par ml afin de ne pas être limitant. Le rapport N/P/Si/**Fe** utilisé a été 9,2/1/3,5/**0,2**.

Suivi

Quotidiennement, la biomasse était évaluée par la mesure de l'absorption à 680 nm et le pH était mesuré.

A J0 et à J4 un bilan complet a été réalisé sur chaque flacon (chlorophylle a ; sels nutritifs; absorption 680 nm ; Multisizer ; comptage sur cellule de Malassez ; pH).

2.4 RESULTATS

Dès J1, la teneur en chlorophylle a (chla) pour les milieux $FeCl_3$ et Feseq est nettement supérieure au milieu contrôle (figure 15). A J4, l'écart est encore plus important : la concentration moyenne en chlorophylle a pour $FeCl_3$ et Feseq atteint respectivement 870 et 847 µg/l soit environ 50% de plus que le milieu de contrôle. Une ANOVA à un facteur et un test de Tukey (tableau 4) montrent que les différents traitements sont significativement différents ($P<0,05$).

Tableau 4 : Concentration moyenne en µg/litre de chlorophylle a des trois milieux à J4 sur les 4 réplicats et résultat de la comparaison des moyennes par Anova

milieu de culture	moyenne
contrôle	**582,7[a]**
fer non chélaté	**870,1[b]**
fer chélaté	**847,0[b]**

les moyennes n'ayant pas la même lettre en exposant, sont significativement différentes d'après le test à posteriori de Tukey

Le rapport µg chl a/10E7 cellules est de 3 µg pour FeCl3 et Feseq et de 2 µg pour le milieu de contrôle.
En observant les figures 16 et 17, nous constatons que le pH et l'absorption à 680 nm sont également supérieurs pour les milieux enrichis en fer. Les mesures d'absorption ont également une différence significative entre le milieu contrôle et Feseq/$FeCl_3$ ($P<0,05$).
Par contre, la concentration cellulaire (comptage sur Malassez) à J4 pour les trois milieux atteint environ 3 millions de cellules par ml. Par l'analyse de variance à un facteur, il est démontré que les moyennes des concentrations cellulaires des 3 milieux n'ont pas de différence significative ($P>0,05$).

2.5 DISCUSSION

Cette expérimentation montre que nos cultures extérieures de S.costatum réalisées en période automnale sont sûrement carencées en fer. L'apport de fer sous forme chélatée ou non chélatée a les mêmes effets et entraîne une augmentation de la teneur en chlorophylle a par cellule. Nos résultats sont en accord avec ceux de Sakshaug & Holm-Hansen (1977) effectués sur des cultures de S.costatum et Pavlova lutheri (tableau 5). La culture en batch était réalisée à 18°C dans des flacons de 9 litres avec agitation par bullage et mélangeur magnétique. L'intensité lumineuse provenait de deux tubes fluorescents qui fournissaient une intensité de 241 $\mu moles.s^{-1}.m^{-2}$.

Tableau 5 : Bioessais de S.costatum sur des cultures carencées en fer et évolution de la biomasse chlorophyllienne (µg chla/l)

temps	témoin	Fe	EDTA	Fe+EDTA
0 h	51	51	51	51
31 h	70	81	68	82
50 h	85	215	84	224
68 h	93	206	87	189

d'après Sakshaug & Holm-Hansen (1977)

Nous retiendrons qu'en automne, un enrichissement en fer augmente la quantité de chlorophylle a sans augmenter la quantité de cellules : pour une même concentration à J4, la teneur en pigments chlorophylliens est plus importante en milieu enrichi en fer. Cependant, il apparaît que la concentration en chlorophylle *a* par cellule en automne est quatre fois moins élevée qu'au printemps (tableau 6). Il devrait en fait être constaté une quantité plus importante de chl *a* à l'automne pour compenser une énergie lumineuse plus faiblement reçue. Il est donc probable que d'autres éléments minéraux soient en quantité limitantes. Il nous faudra comparer le milieu utilisé complété en fer avec un milieu dit "complet" pouvant nous servir de référence.

Tableau 6 : Teneur en chlorophylle *a* de S. costatum suivant la période d'essai (pg chl *a* par cellule)

in situ	printemps 1993	1,1	(source : Froissard, 1994)
	automne 1994	0,1 à 0,4	
in vitro	contrôle	0,2	
	Fe Cl3	0,3	
	Fe seq	0,3	

Tableau 7 : Rapport N/P/Si/Fe (atome/atome) de différents milieux de culture

Milieux	N	P	Si	Fe
Cheng & Antia (1970)	10,0	1	6,0	0,2
Conway (Walne, 1970)	9,3	1	-	0,003
Guillard & Ryther (1962)	24,3	1	2,2	0,3
Tseng, grands volumes (1988)	14,1	1	0,1	0,5
Hussenot & Brossard (notre expérience)	9,3	1	3,5	0,2

Des tests sur les besoins quantitatifs en fer seraient également importants à engager. En effet les milieux de culture utilisés pour les diatomées peuvent contenir des concentrations très variables selon les auteurs (tableau 7). Le milieu de Cheng & Antia utilisé en salle d'algues au CREMA, serait un milieu approprié de référence, proche dans son rapport des nutriments essentiels de ce que nous utilisons, sauf en silice (plus riche que notre formulation), et aussi plus complet pour tous les autres éléments

(métaux et oligo-éléments) que nous n'apportons pas en plus de ce que peut contenir déjà l'eau de mer. Il contient un chélateur des métaux.

2.6 RECOMMANDATIONS

Les milieux contenant du fer non chélaté et chélaté ont des résultats similaires. Pour les cultures en grands volumes, il est donc possible de baisser considérablement le coût du fer en utilisant un produit industriel distribué par Langlois Chimie, solution à 41% de perchlorure de fer ($FeCl_3$, $6H_2O$), utilisée pour le traitement des eaux. Le prix du fer chélaté est de 313F le kg (solution à 13% de fer) au lieu de 2,60 F le kg pour la solution de fer non chélaté (solution à 41% de fer).

La stratégie de fertilisation du fer qui pourrait être retenue peut partir du fait que 150 µg/l de Fe suffisent pour produire environ 1,5 millions de cellules par ml. Cela donne un besoin de 100 µg de Fe pour 10^9 cellules.

Tableau 8 : Coût des produits fertilisants pour produire 10^9 cellules en période automnale (soit 292µg chla), équivalent au besoin nutritif journalier d'une huître de 50/80g.

composant	masse utilisée (µg)	prix au kg (francs)	coût pour 10^9 cellules (francs)	(%)
fer non chélaté	100	2,60	0,0000003	(0.8%)
silicate de soude liquide	7076	3,30	0,0000233	(72.7%)
double superphosphate	2164	1,50	0,0000032	(10.0%)
Ammonitrate	3129	1,70	0,0000053	(16.5%)
COUT TOTAL			0,0000321	(100%)

Le tableau 8 représente le coût total d'apport en engrais pour alimenter pendant un jour une huître de 50/80g en S. costatum. Pour engraisser 1 kg huître pendant 30 jours, cela coûterait 15*30*0,0000321 soit 1,45 centimes. A ce jour le coût total de production de la culture d'algues (incluant l'amortissement, l'électricité, la main-d'oeuvre) ne peut pas être évalué, car la technique à utiliser pour l'automne n'est pas arrivée à un état de maturité suffisant.

Le perchlorure de fer ne représente que 0,8% du coût total. Pour une augmentation de la teneur en chlorophylle *a* de 49%, il parait donc très intéressant d'apporter l'élément fer à la soupe initiale N/P/Si. Si l'on utilisait le fer séquestrène, le coût du fer à lui seul représenterait aussitôt 54% du coût global des engrais.

III. CONCLUSION GENERALE

La culture en masse de diatomées sur eau de mer enrichie, pose à l'automne des problèmes nouveaux qui n'étaient pas apparus lors des essais précédents tous menés au printemps (microcosmes en 1993, cultures de masse en 1994).

L'orientation naturelle s'est faite vers l'espèce Skeletonema costatum pour tous les essais, tous menés sans ensemencement de la souche.

La croissance a été plus lente qu'au printemps, limitée probablement plus par la lumière que par la température. Les biomasses maximales atteintes n'ont pas dépassé 300 000 cellules par ml sauf dans l'essai D du début de l'automne qui a bénéficié d'une énergie lumineuse plus importante, atteignant 1,2 millions de cellules par ml. Les travaux sur l'eau de forage de Bouin, montrent également une diminution de la biomasse à cette époque de l'année, avec un maximum de 700 000 cellules par ml. (Brault et al. , 1994).

Il devrait être possible néanmoins, sur un milieu de culture performant de dépasser les niveaux de biomasse atteints durant les essais extérieurs. Il est probable, d'après les conclusions de notre expérimentation in vitro sur le fer, que les cellules de diatomées des cultures en masse n'aient pas eu une disponibilité en fer (et peut-être d'autres métaux ?) suffisante pour bien synthétiser la chlorophylle *a* et pour rapidement réduire les nitrates disponibles dans le milieu après l'épuisement de l'azote ammoniacal.

La quantité de chlorophylle *a* par cellule a été très faible durant tous nos essais extérieurs effectués sans ajout de fer, alors que les conditions de lumière réduites auraient dû au contraire augmenter ce taux. Les essais de l'automne prochain nous permettront de voir si l'utilisation de milieux de culture plus complets accéléreront les croissances, et auront un effet sur le taux de chlorophylle *a* par cellule.

A ce jour pour améliorer les cultures de masse à l'automne, nous recommanderions de :

1. **utiliser une source d'azote facilement assimilable** (azote ammoniacal) qui ne nécessite pas la synthèse de la nitrate réductase, et donc limite les besoins en fer

2. **ajouter du fer sous forme de perchlorure de fer** à une dose minimum de 150 µg de Fe/l,

3. **rester pour l'instant sur une technique de culture en batch**, alors qu'au printemps la culture de type semi-continu est une technique efficace qui peut fonctionner au moins sur 4 ou 5 cycles de renouvellement quotidien (Gautier et al., soumis),

4. **raccourcir les longs temps de mise en route de la culture** en ensemençant avec un autre bassin arrivé à terme, de façon à redémarrer avec un minimum de 100 000 cellules par ml.

IV. : BIBLIOGRAPHIE

Berkaloff A., Bourguet J., Favard P., Guinnebault M., 1967. Biologie et physiologie cellulaire. Hermann, Paris, pp.144-145.

Bougis P., 1974. Ecologie du plancton marin. Tome I - Le phytoplancton. Masson et Cie, Paris, 196 pp.

Brault I., J.P. Baud, J. Haure, 1994. Faisabilité biologique de l'élevage intensif en bassin de l'huitre plate Ostrea edulis. Rapports Internes de la Direction des Ressources Vivantes de l'IFREMER. RIDVR-94-21/RA-BOUIN, Bouin, France, 50 pp.

Chen K.J. & S.L. Ramos, 1989. Prawn farming. West Point Aquaculture Corp., Manila. 186 pp.

Cheng J.Y, & N.J. Antia, 1970. Enhancement by glycerol of phototrophic growth of marine planktonic algae and its signifiance to the ecology of glycerol pollution. *J. Fish Res. Bd. Can,* **27,** 335-346.

Froissard S., 1994. Culture semi-continue de la diatomée marine Skeletonema costatum en microcosmes extérieurs. Perspectives d'application des cultures massives de microalgues. Thèse vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, 91 pp.

Gautier D., C. Ledu, J. Hussenot, A. Gérard, 1993. Production en masse de Skeletonema costatum en bassins extérieurs par fertilisation minérale : étude d'un cycle estival. Rapports Internes de la Direction des Ressources Vivantes de l'IFREMER. RI.DRV-9403.RA/CREMA-L'HOUMEAU, L'Houmeau, France, 26 pp.

Gautier D., C. Dobbelaere, J. Hussenot, F. Mornet, 1994. Mise en évidence de la toxicité de l'azote ammoniacal sur la division cellulaire de "l'algue fourrage" Skeletonema costatum. In Bordeaux Aquaculture '94. Measures for success, European Aquaculture Society, Oostende, Belgium, pp.77-78.

Gautier D., J. Hussenot, S. Froissard, G. Blanchard, (soumis). Outdoor semi-continuous culture of the diatom Skeletonema costatum: testing the effect of dilution rate on growth and yield. *J. Appl. Phycol.*

Guillard, R.R.L. and Ryther, J.H., 1962. Studies of marine planktonic diatoms. I. Cyclotella nana Hustedt, and Detonula confervacea (Cleve) Gran. *Can. J. Microbiol.*, **8**: 229-239.

Hitchcock, G.L., 1980. Diel variation in chlorophyll a. Carbohydrate and protein content of the marine diatom Skeletonema costatum. *Marine Biology*, **37**, 271-278.

Hussenot J., 1994. Salon Pollutec 94 - compte rendu. Rapport CREMA, 3 pp.

Hussenot J., D. Gautier, 1994. Techniques d'utilisation de la silice pour la production de masse des algues diatomées. synthèse des travaux 1989-1993. Rapports internes de la Direction des Ressources Vivantes de l'IFREMER, n° RI.DRV-9403.RA/CREMA-L'HOUMEAU, L'Houmeau, France, 26 pp.

Hussenot J., Dobbeleare C., (à paraître). Essai de culture en masse en bassin béton en période printanière, changement d'échelle. Rapport d'expérience CREMA L'Houmeau.

Jacques G. (Ed)., 1979. Phytoplancton. Biomasse, production, numération et culture. Editions du Castillet, Perpignan, 107 pp.

Martin, J.H., Coale, K.H., Johnson, K.S., Fitzwater, S.E., Gordon, R.M., Tanner, S.J., Hunter, C.N., Elrod, V.A., Nowicki, J.L., Coley, T.L., Barber, R.T., Lindley, S., Watson, A.J., Van Scoy, K., Law, C.S., Liddicoat, M.I., Ling, R., Stanton, T., Stockel, J., Collins, C., Anderson, A., Bidigare, R., Ondrusek, M., Latasa, M., Millero, F.J., Lee, K., Yao, W., Zhang, J.Z. Friedrich G., Sakamoto, C., Chavez, F., Buck, K., Kolber, Z., Greene, R., Falkowski, P., Chisholm, S.W., Hoge, F., Swift, R., Yungel, J., Turner, S., Nightingale, P., Hatton, A., Liss, P. and Indale, N.W., 1994. Testing the iron hypothesis in ecosystems of the equatorial Pacific Ocean. *Nature*, **371**, 123-129.

Ryther J.H., D.D. Kramer, 1961. Relative iron requirement of some coastal and offshore plankton algae. *Ecology*, **42**, 444-446.

Sakshaug E., O. Holm-Hansen, 1977. Chemical composition of Skeletonema costatum (Grev.) Cleve and Pavlova (Monochrysis) lutheri (Droop) Green as a function of nitrate-, phosphate-, and iron-limited growth. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, **29**, 1-34.

Sauriau P.G., J.P. Baud, 1992. Mesure de la rétention de Skeletonema costatum par Ruditapes philippinarum (mollusque, bivalve) en fonction de la longueur des colonies algales: principes méthodologiques. *In:* Société française de malacologie. Aspects récents de la biologie des mollusques., IFREMER, Brest, France., pp.83-96.

Strickland J.D.H., T.R. Parsons, 1972. A practical handbook of seawater analysis. *Fish. Res. Board of Canada Bulletin*, **167**, 310 pp.

Tseng W-Y., 1988. Shrimp mariculture. A practical manual; Chien Cheng Publ., Kaohsiung, China.

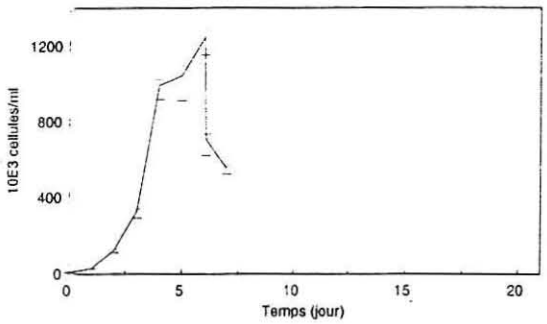
Walne, P.R., 1970. Studies on the food value of nineteen genera of algae to juvenile bivalves of the genera Ostrea, Crassostrea, Mercenaria and Mytilus. *Fishery Invest.*, Lond., Ser. 2, **26**(5): 1-62.

Wells, M.L., Price, N.M. and Bruland, K.W., 1995. Iron chemistry in seawater and its relationship to phytoplankton: a workshop report. *Mar. Chem.*, **48**, 157-182.

V. FIGURES

(pages 24 à 39 non numérotées)

ESSAI D J0/J7
estimation de la biomasse

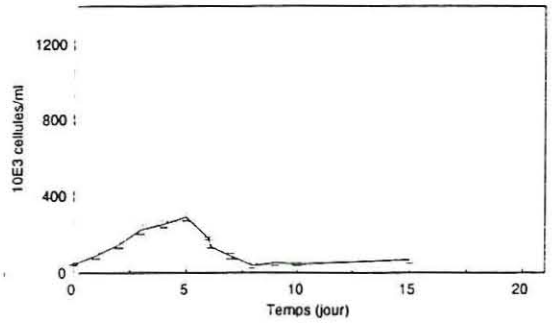


DATE: 11/10/94 au 18/10/94

	APPORT:*		DILUTION
J0	500	(N/P/Si)	
J2	200	(Si)	
J3	200	(N/P)	
J5	400	(N/P/Si)	
J6	300	(N/P/Si)	40%
J7	FIN		

Aération OUI
Température moy. 16.8°C
Salinité moy. 31.8g/l

ESSAI E J0/J15
estimation de la biomasse

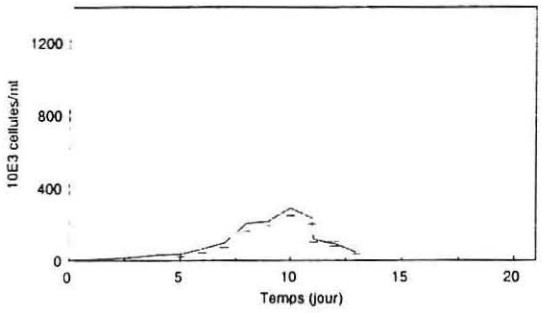


DATE: 18/10/94 au 2/11/94

	APPORT:*		DILUTION
J0	500	(N/P/Si)	
J3	500	(N/P/Si)	
J6	100	(N/P/Si)	40%
J15	FIN		

Aération OUI
Température moy. 14°C
Salinité moy. 29.4g/l

ESSAI F J0/J13
estimation de la biomasse

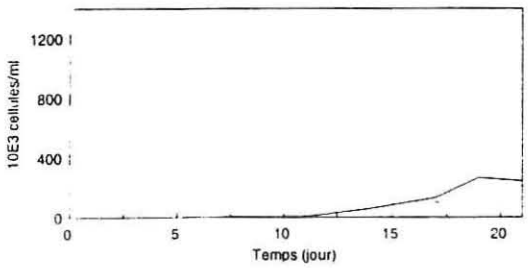


DATE: 3/11/94 au 16/11/94

	APPORT:*		DILUTION
J0	500	(N/P/Si)	
J8	500	(N/P/Si)	
J11	200	(N/P/Si)	40%
J12	100	(N/P/Si)	20%
J13	FIN		

Aération OUI
Température moy. 13.1°C
Salinité moy. 26.3g/l

ESSAI G J0/J21
estimation de la biomasse



DATE: 18/11/94 au 8/12/94

	APPORT:*		DILUTION
J0	200	(N/P/Si)	
J7	200	(N/P/Si)	
J13	200	(N/P/Si)	
J17	500	(N/P/Si)	
J19	200	(N/P/Si)	
J21	200	(N/P/Si)	43%
J24	FIN		

Aération NON
Température moy. 10.9°C
Salinité moy. 23.6g/l

* lire apport pour produire 500 µg de chla/l

Figure 1 : Récapitulatif des essais en période automnale 1994

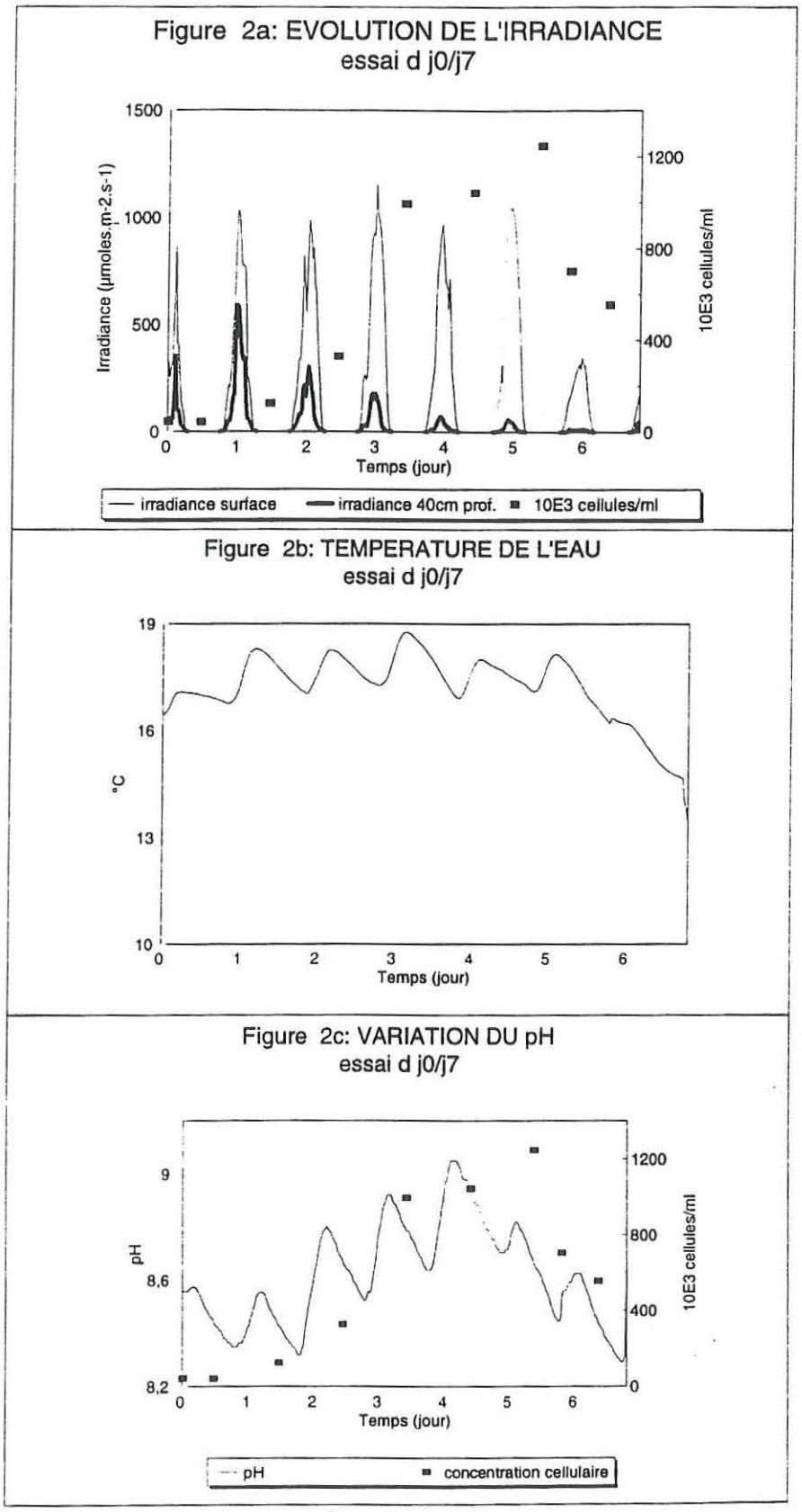


Figure 2: Evolution des paramètres lumière, température et pH d'aprés les enregistrements en continu durant l'essai D

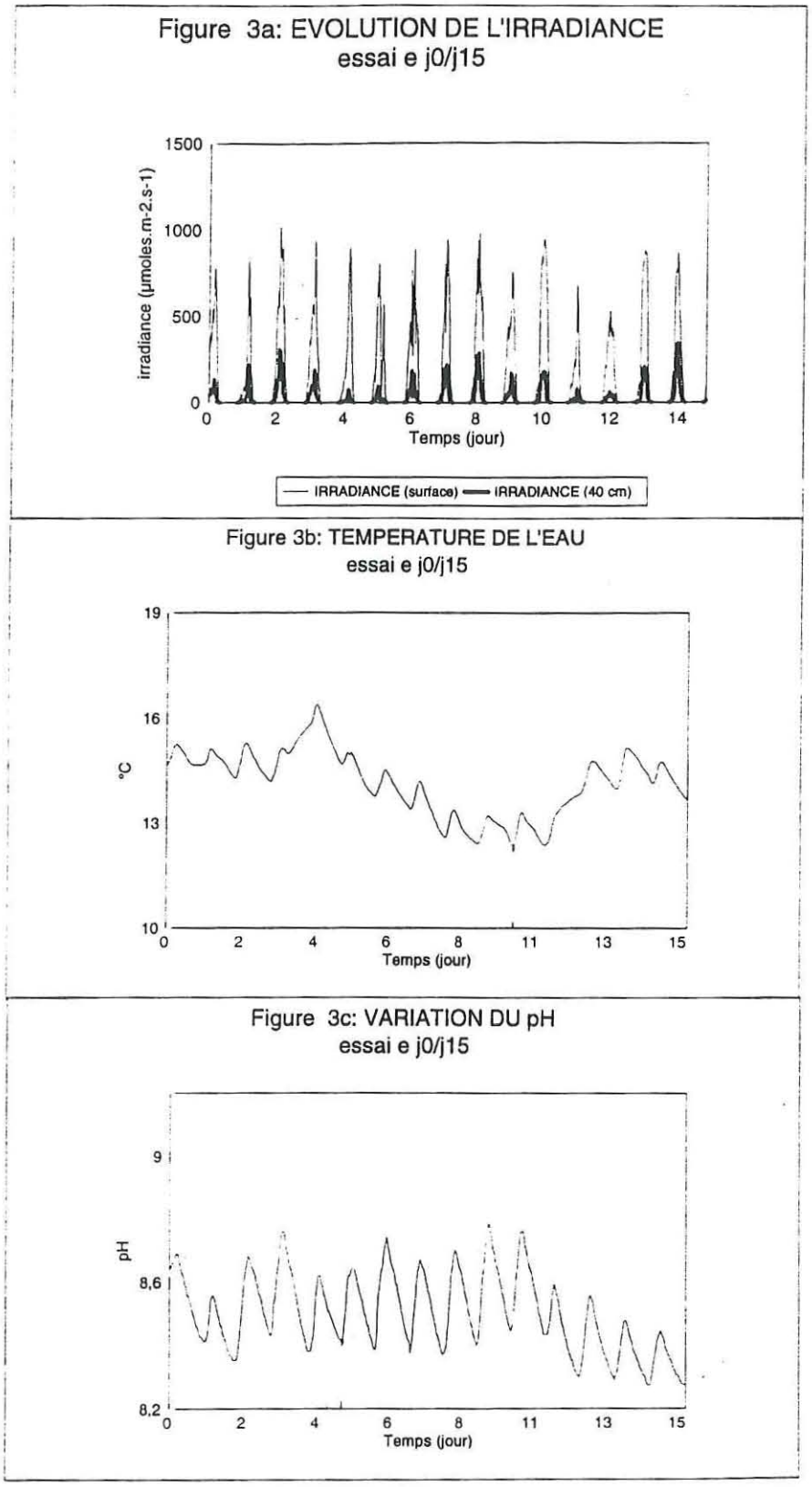


Figure 3: Evolution des paramètres lumière, température et pH, d'aprés les enregistrements en continu durant l'essai E

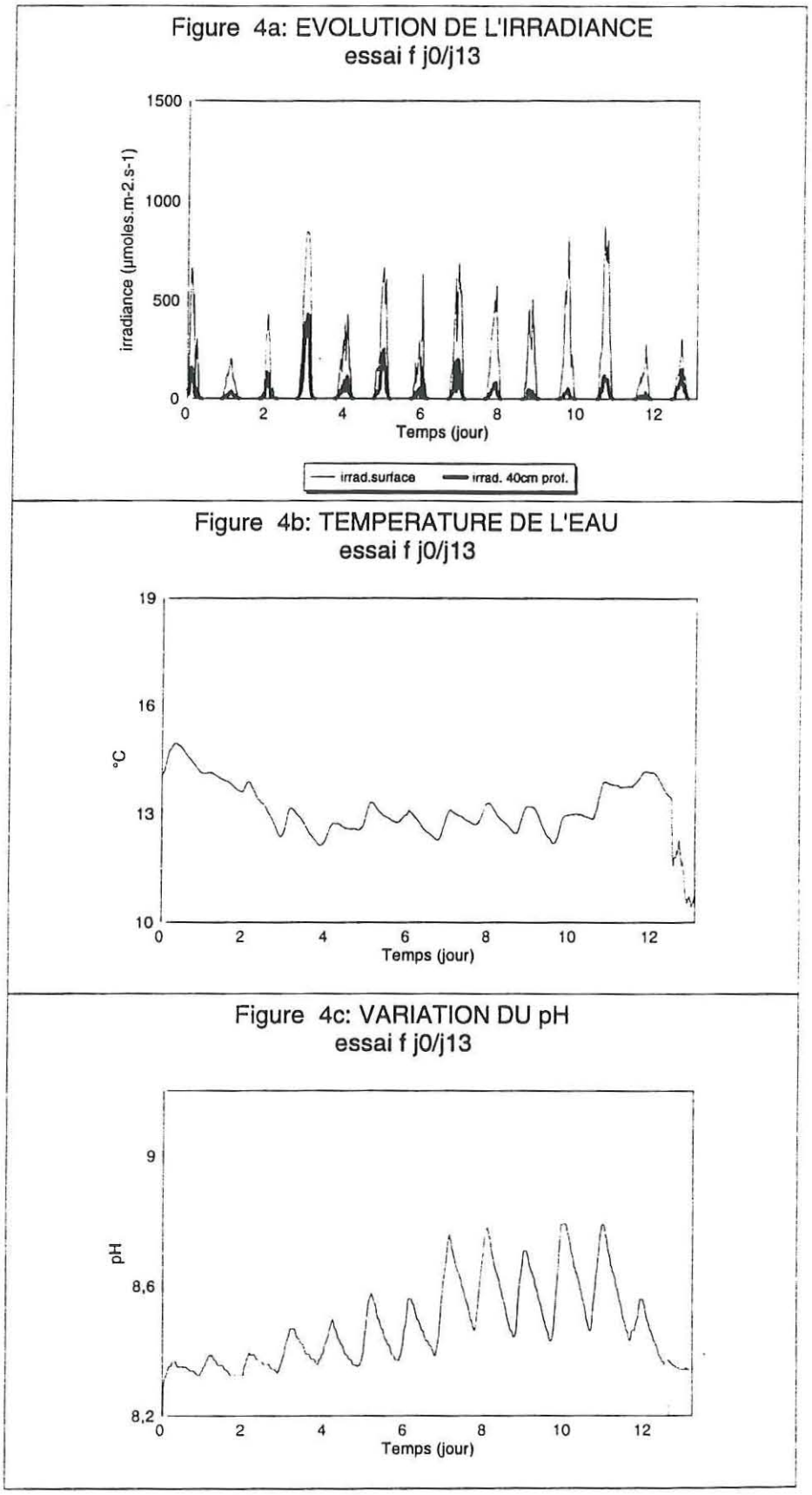


Figure 4: Evolution des paramètres lumière, température et pH d'aprés les enregistrements en continu durant l'essai F

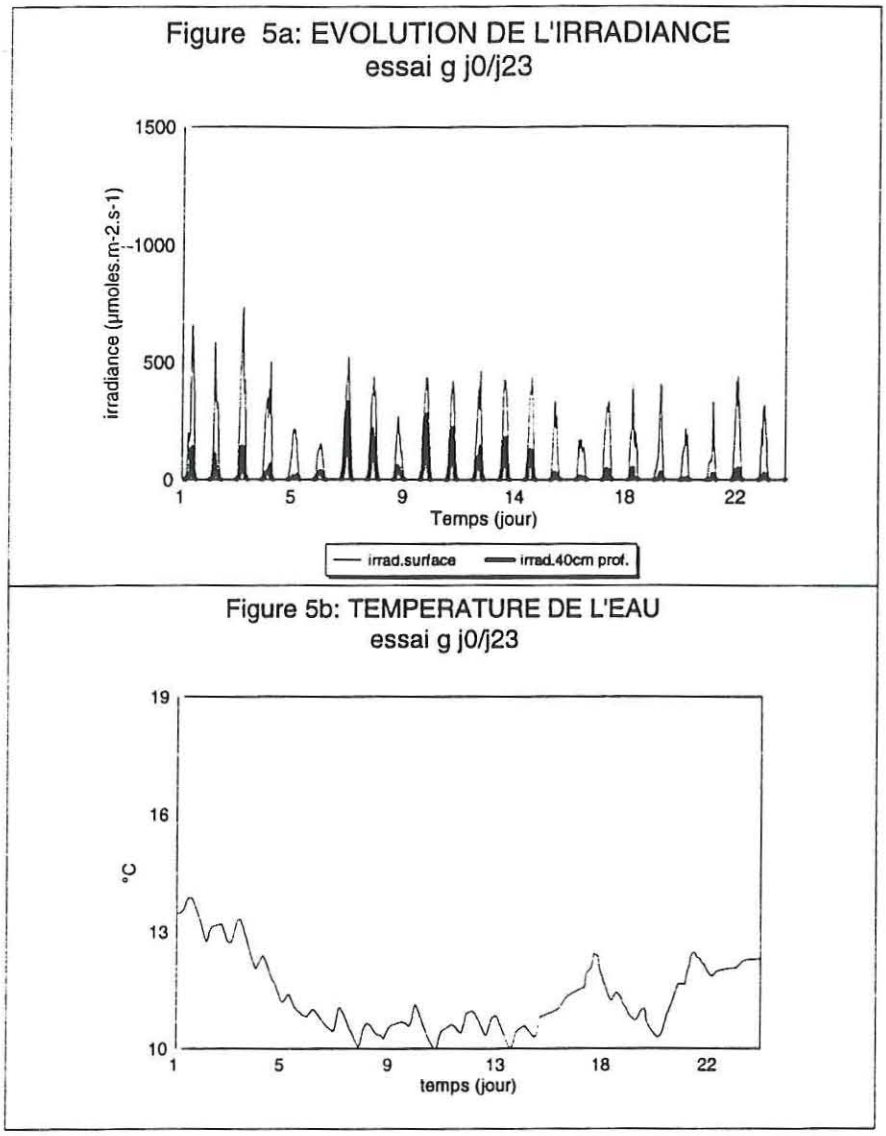


Figure 5: Evolution des paramètres lumière, température d'aprés les enregistrements en continu durant l'essai G

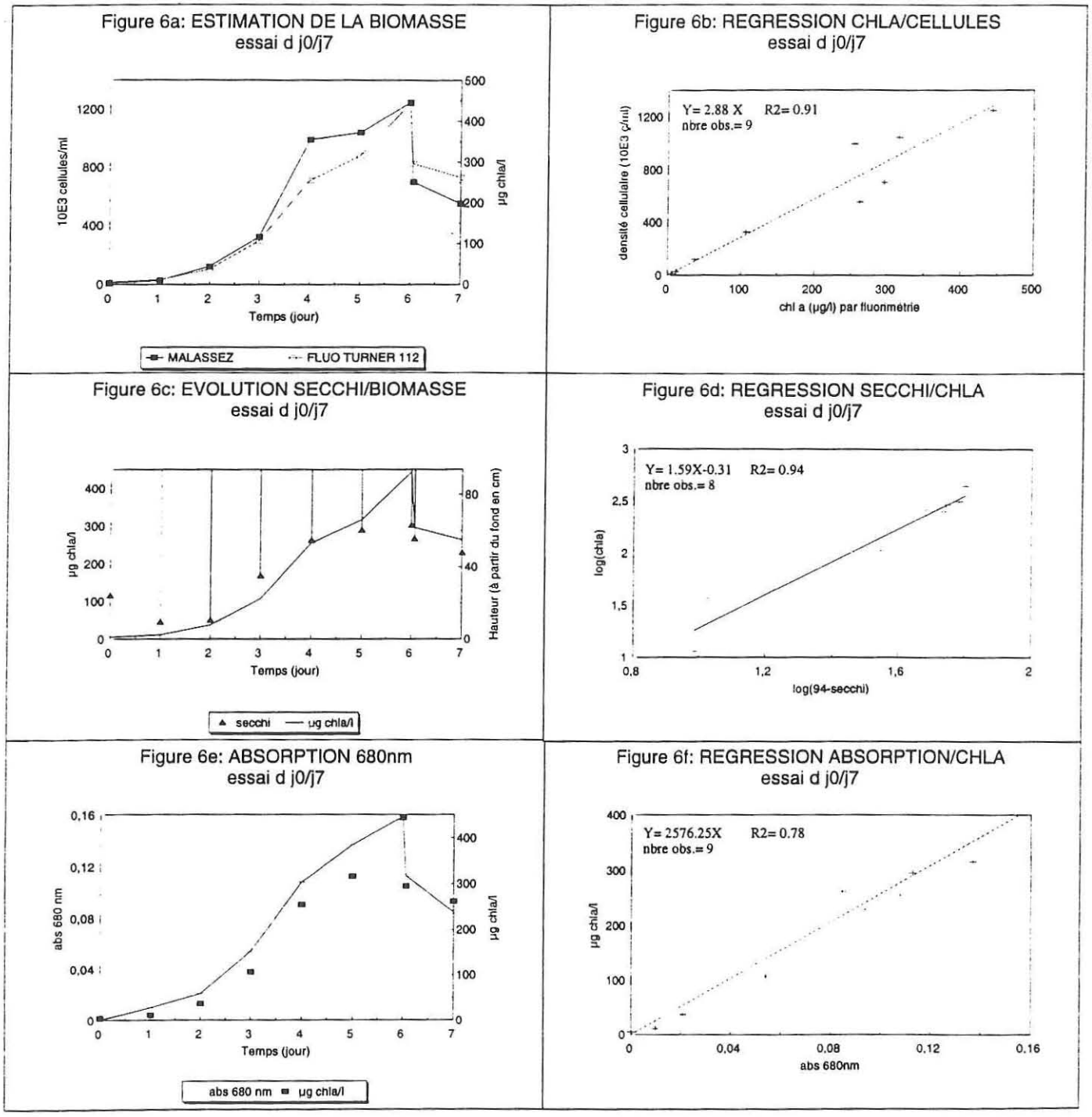


Figure 6: Essai D, estimation matinale de la biomasse microalgale par différentes techniques et corrélations linéaires établies entre la teneur en chlorophylle a et le dénombrement cellulaire, le disque de Secchi et la chlorophylle a, l'absorption à 680 nm et la chlorophylle a

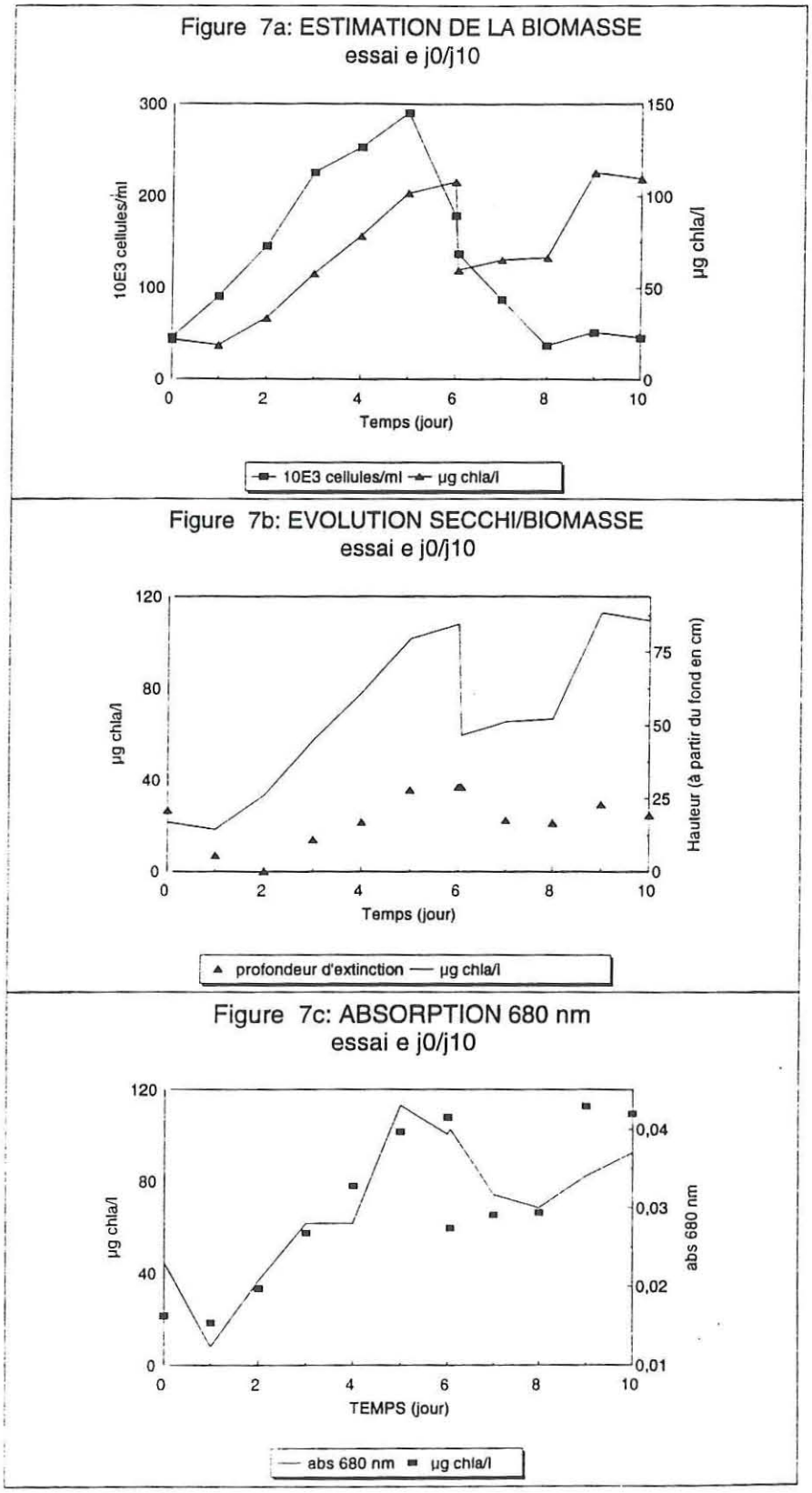


Figure 7: Essai E, estimation matinale de la biomasse microalgale par différentes techniques de mesure

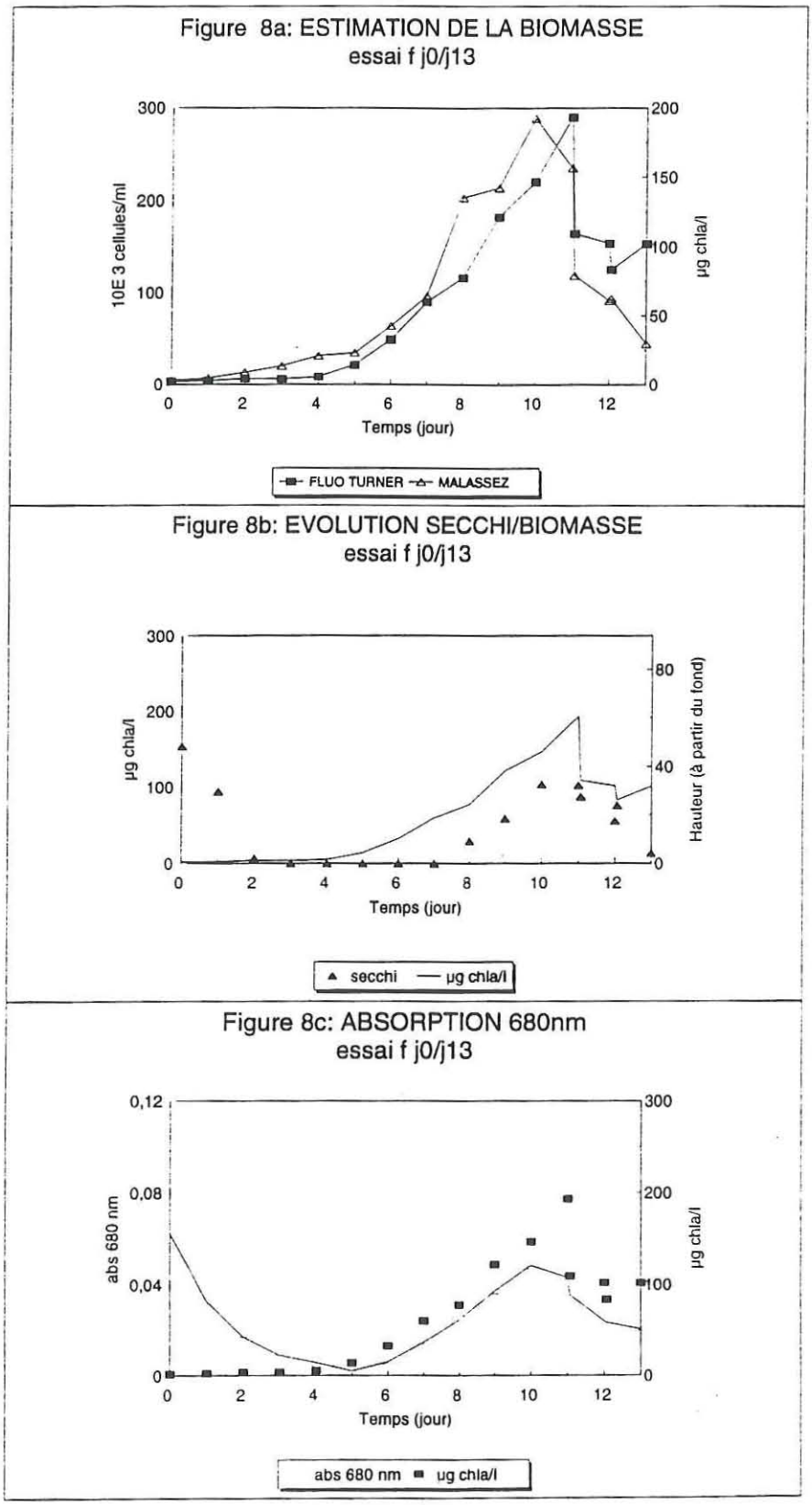


Figure 8: Essai F, estimation matinale de la biomasse microalgale par différentes techniques de mesure

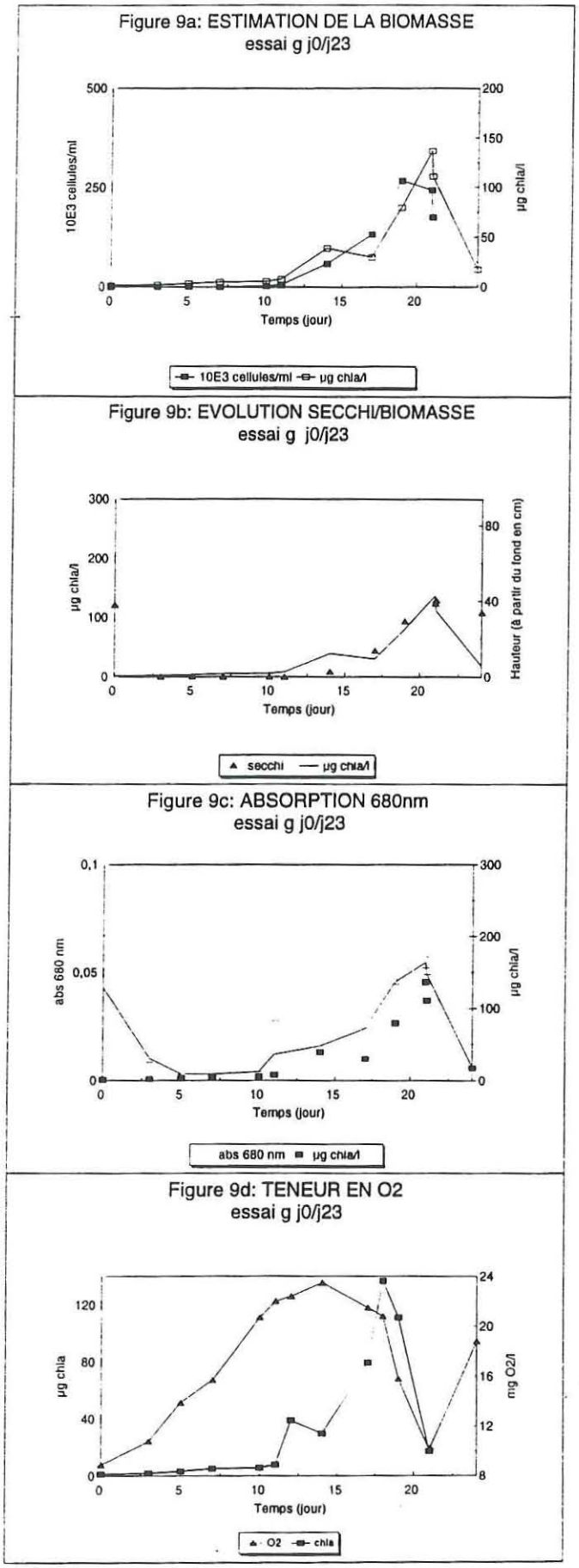


Figure 9: Essai G, sans aération, estimation de la biomasse matinale par différentes techniques et évolution de la concentration en oxygène dissous mesuré à 9h00

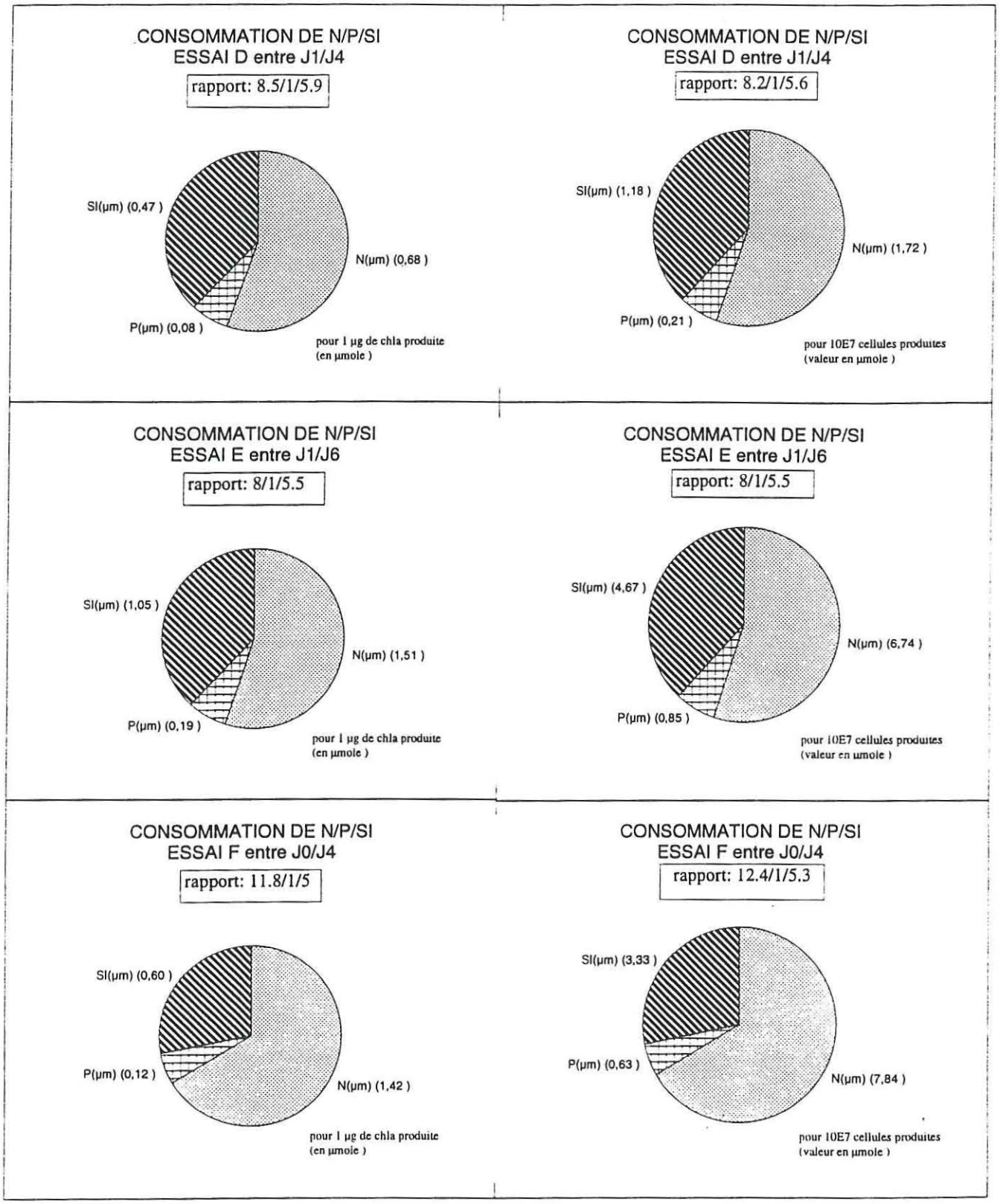


Figure 10 : Calcul des consommations N/P/Si pour les différents essais

Figure 11a: EVOLUTION DE LA BIOMASSE
essai d j0/j7

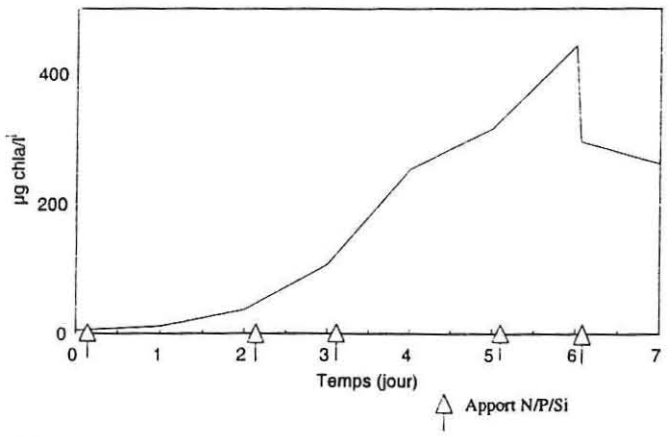


Figure 11b: EVOLUTION NH4+/NO2-/NO3-
essai d j0/j7

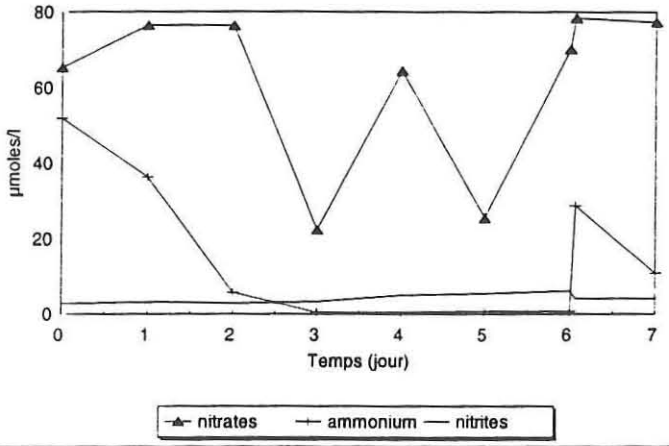


Figure 11c: PHOSPHATES/SILICATES
essai d j0/j7

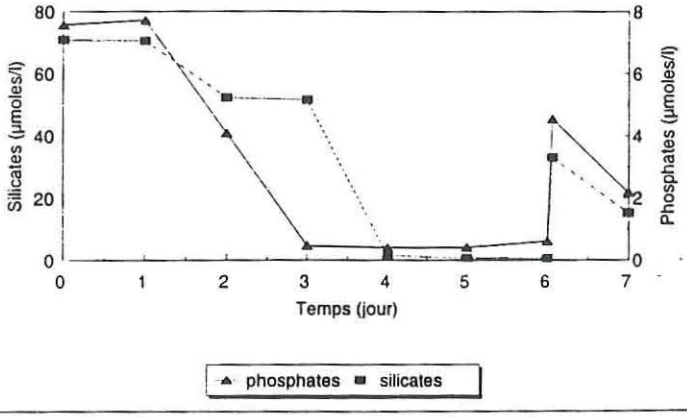


Figure 11: Essai D, analyses de la composition en N/P/Si

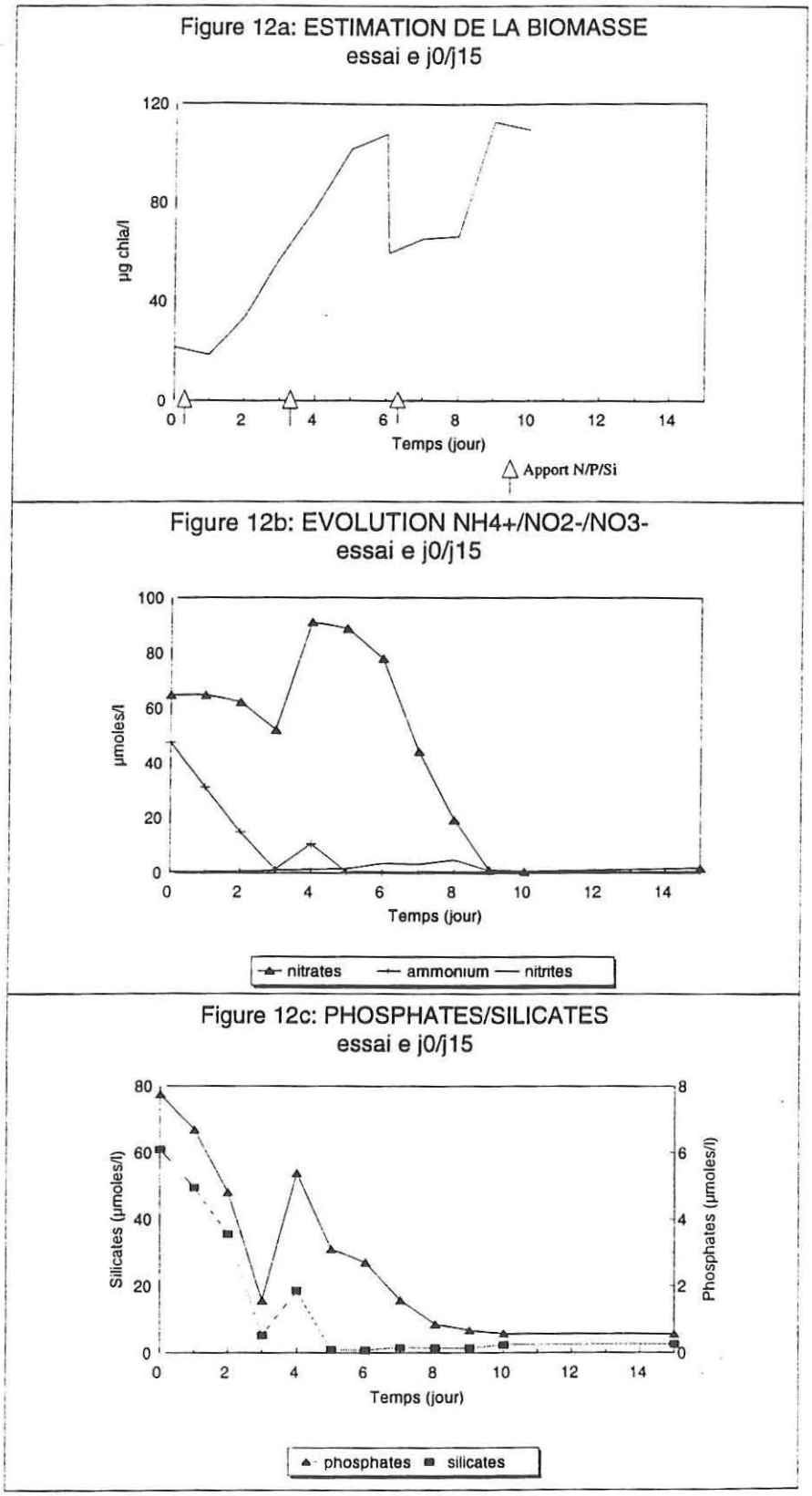


Figure 12: Essai E, analyses de la composition en N/P/Si

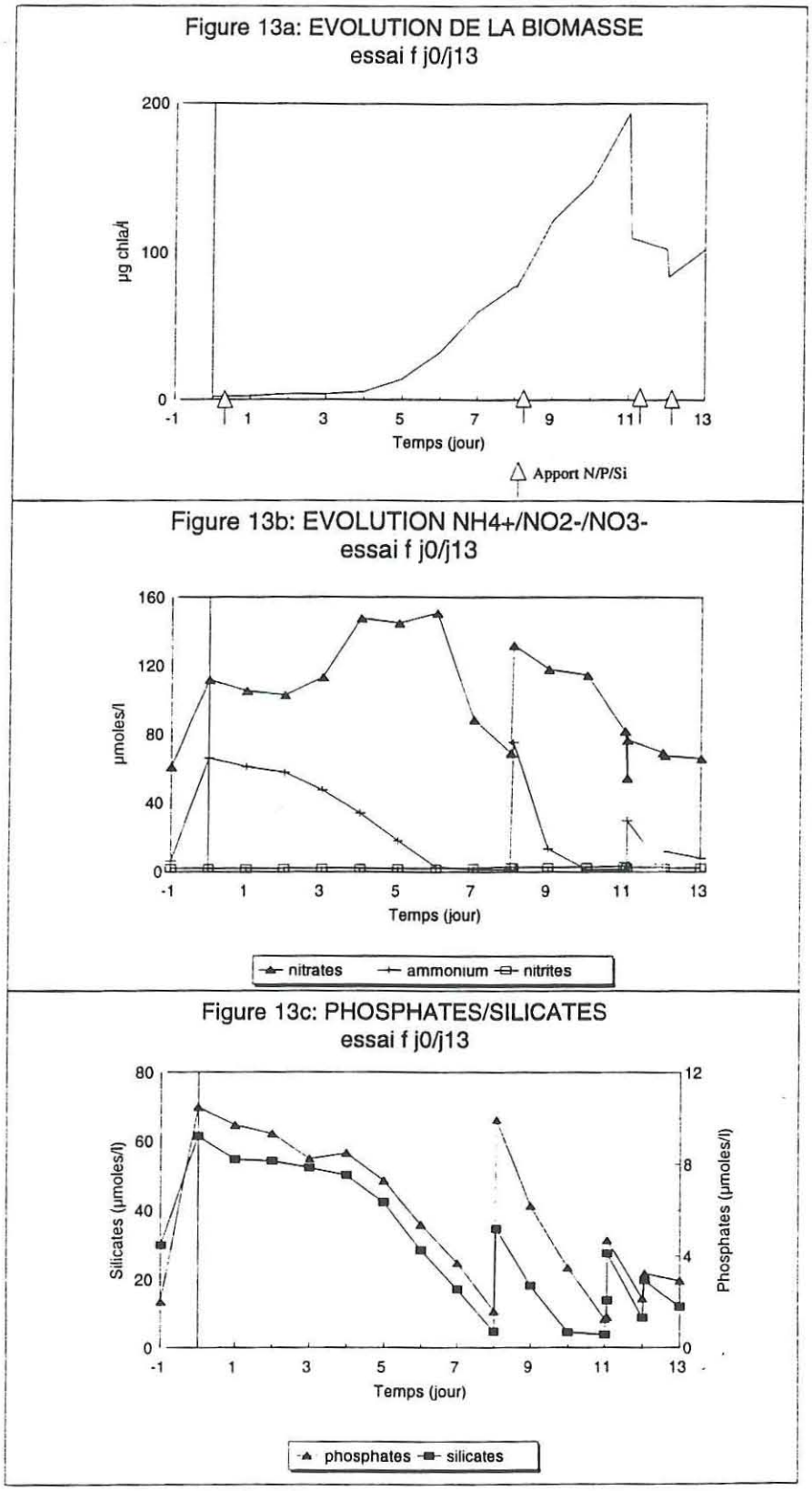


Figure 13: Essai F, analyses de la compostion en N/P/Si

Figure 14: Comparaison des corrélations Cellules= f (chla)

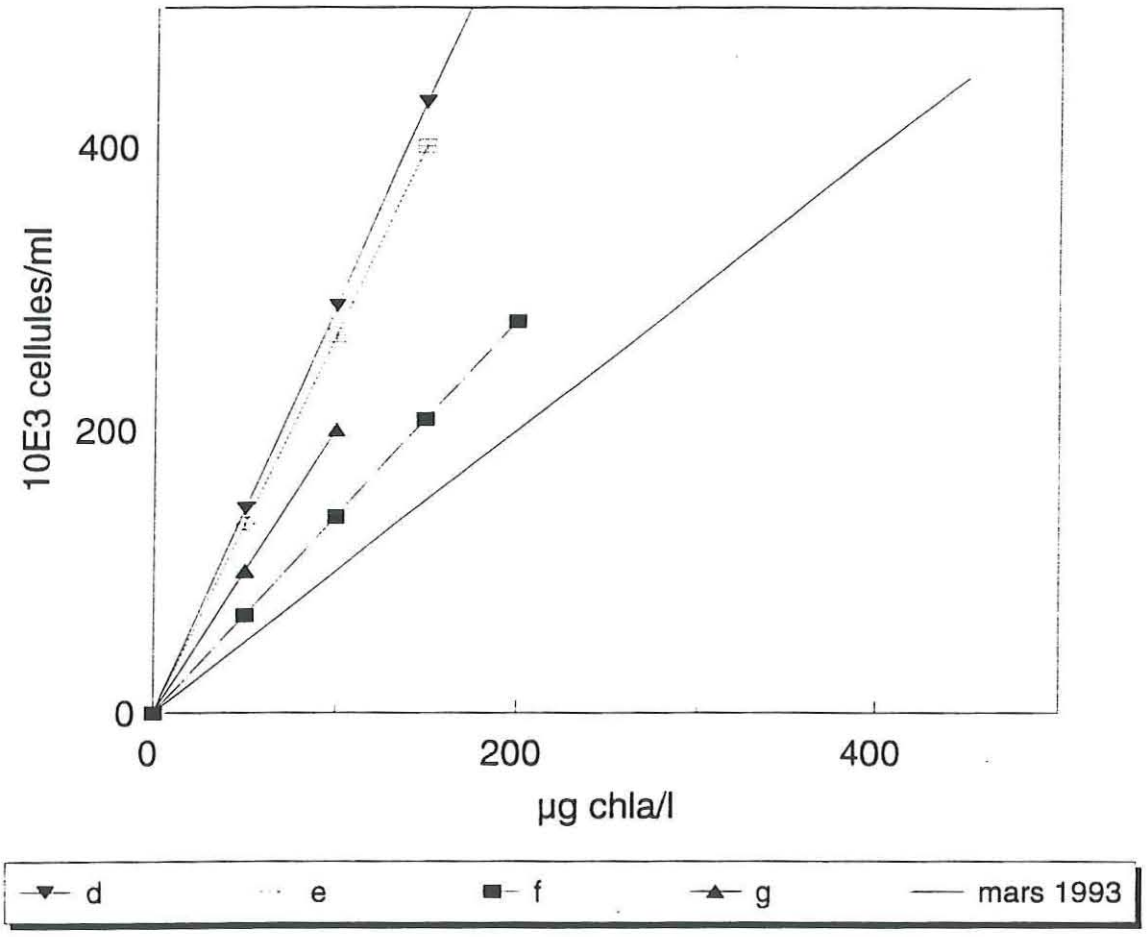


Figure 15: Evolution de la biomasse
essai fer entre J0/J4

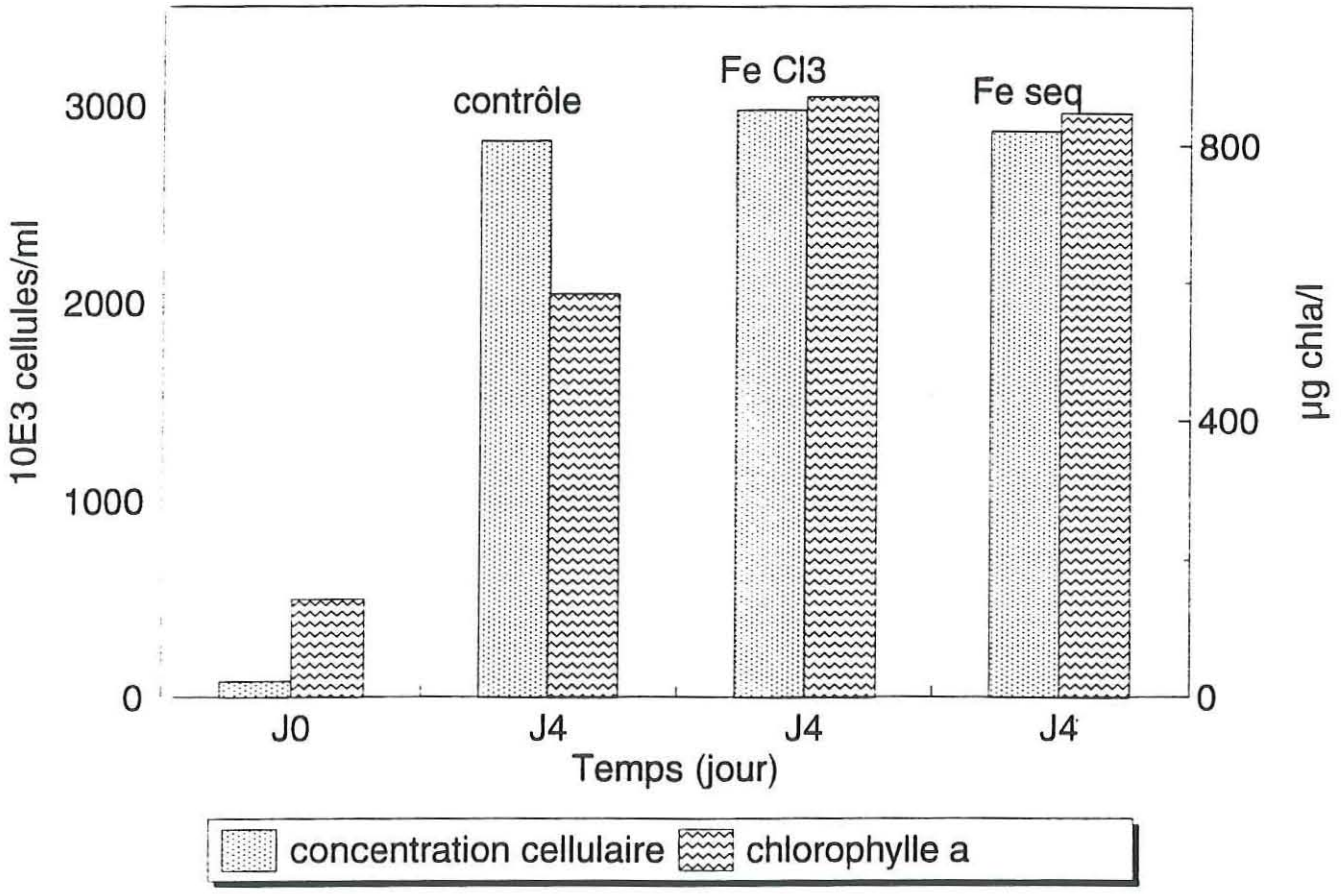


Figure 16: VARIATION DU pH
essai fer J0/J6

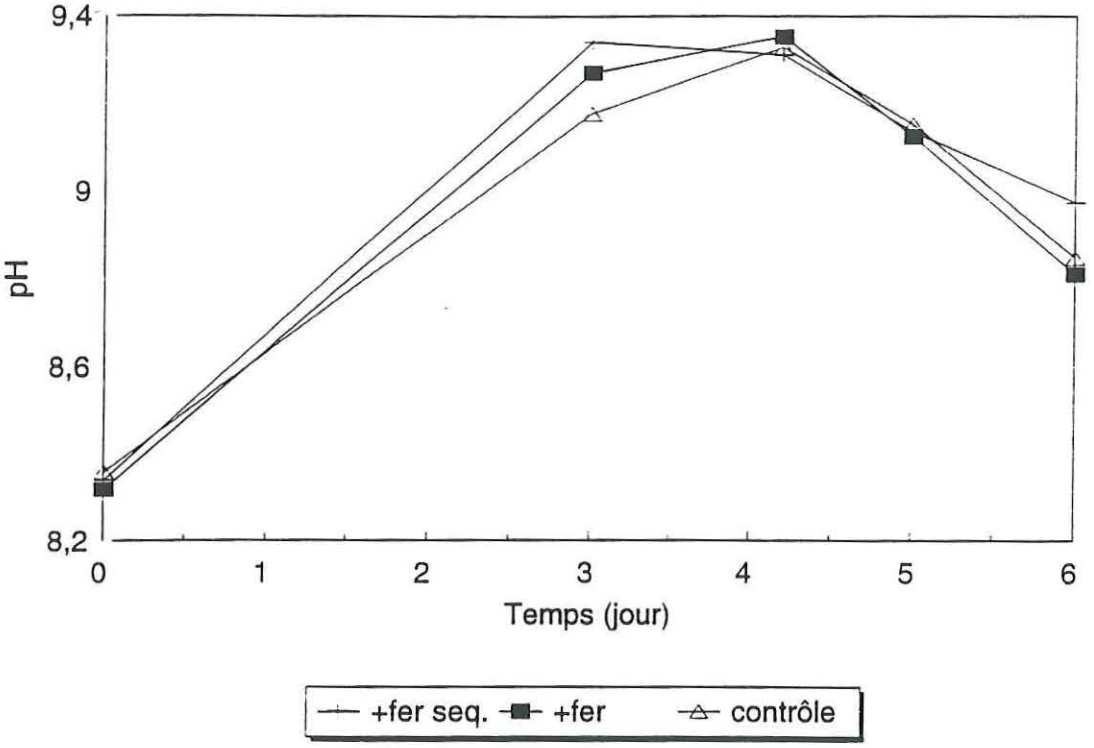
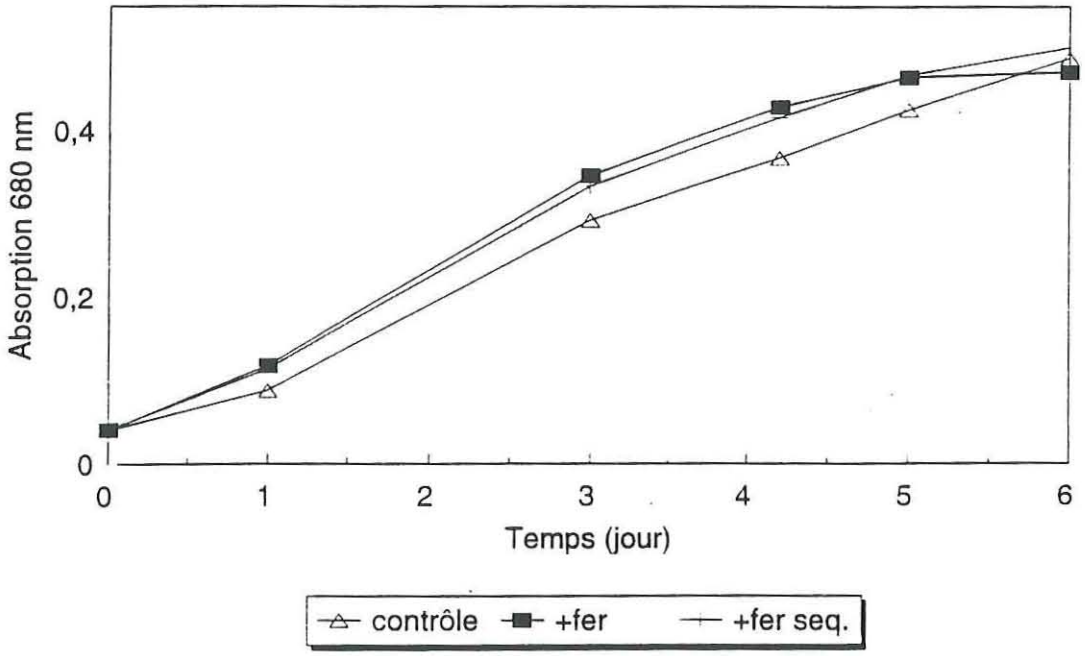


Figure 17: ESTIMATION DE LA BIOMASSE
essai fer J0/J6



VI. ANNEXES

ANNEXE 1

ESTIMATION DE LA CONCENTRATION CELLULAIRE AU MULTISIZER PAR LA TECHNIQUE DE SAURIAU ET BAUD (1992)

Annexe 1 : Estimation de la concentration cellulaire par la méthode de Sauriau & Baud utilisant un compteur de particules.

Le Coulter counter "Multisizer" du CREMA estime la quantité de particules dans un volume déterminé et les répartit en classe de taille. Chaque classe de taille correspond à un des 256 canaux du compteur de particules.

Rappel de la méthode de calcul :

1) Le compteur fournit des résultats exprimés en unité de volume d'une particule supposée sphérique.

La méthode de Sauriau & Baud (1992) permet d'évaluer la longueur de la particule (**l**) grâce à l'équation :

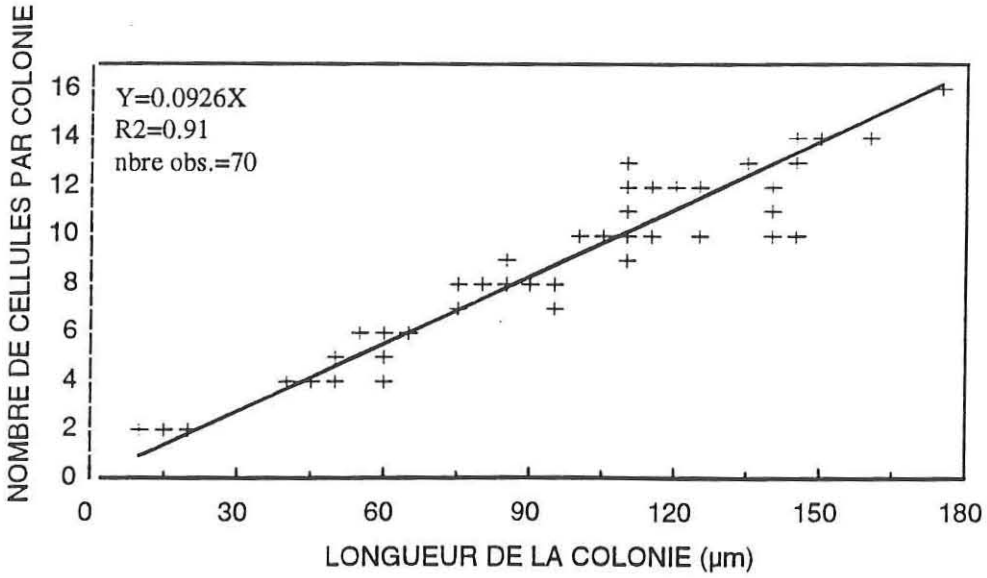
$$\mathbf{l = (D^3 \times 4) / (d^2 \times 6)} \qquad (1)$$

D: diamètre coulter de la particule,
d: diamètre réel de la particule)

2) La diatomée S. costatum a la particularité de former des chaînes de cellules. Le compteur évalue la quantité de particules isoléesdans un volume déterminé et non la quantité de cellules de S.costatum. Cela correpond donc au nombre de chaînes. Une régression "longueur de la chaîne/nombre de cellules" de nos essais a permis d'obtenir une équation reliant le nombre de cellules (**n**) à la longueur de la particule (**l**) :

$$\mathbf{n = 0{,}0926\, l} \qquad (2)$$

REGRESSION CELLULE/LONGUEUR DE CHAINE
Skeletonema costatum essai G



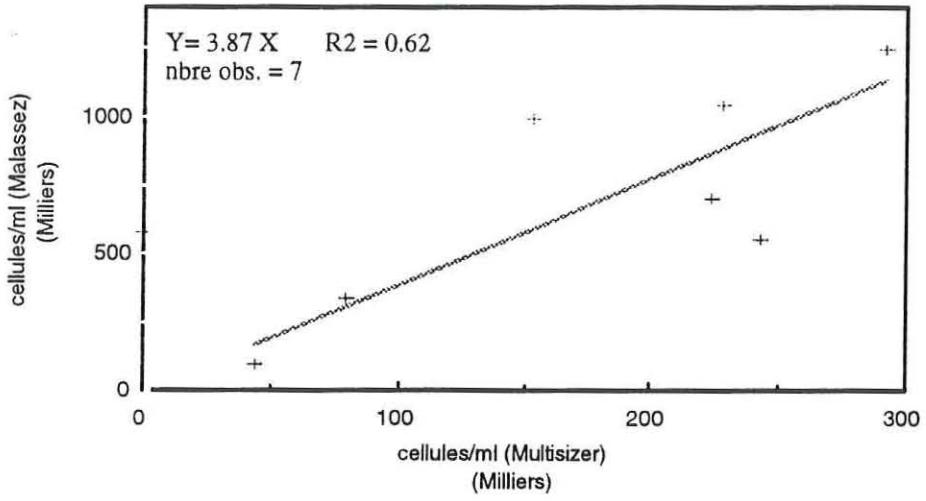
L'équation (3) est obtenue en remplaçant "l" dans l'équation (2) :

$$n = \frac{0{,}0926\ (D^3 \times 4)}{d^2 \times 6} \qquad (3)$$

Premier essai d'application à nos cultures :

A l'essai D, les calculs ont été réalisés de j2 àj7, période à laquelle la population phytoplanctonique était essentiellement constituée de S.costatum. Une régression a été effectuée entre les résultats obtenus au Multisizer et ceux obtenus au comptage manuel. Le faible R^2 de la droite de régression (0,62) prouve une mauvaise fiabilité des résultats. La source majeure d'erreur pourrait provenir du choix arbitraire du diamètre valvaire moyen des colonies (d). Nous avons choisi un diamètre moyen (d=4µm) plus petit que Sauriau et Baud (d=4,5µm), et malgré cela notre estimation par le Multisizer donne une sous évaluation. Il faut faire attention au fait que toute modification de (d) dans les calculs nécessite l'intégration des canaux correspondants, avec un déplacement du premier canal sélectionné, correspondant à des particules constituées d'une seule cellule individuelle.

Corrélation Malassez= F(Multisizer)
Automne 1994



Pour avoir un résultat correct il serait souhaitable à l'avenir d'établir réellement la valeur de d par microscope à balayage, ce que nous n'avons pas pu faire pour des raisons de panne technique de l'appareil à l'époque des cultures.

Pour l'instant, le compteur de particules est un outil remarquable pour apprécier qualitativement la population phytoplanctonique. Il permet en effet pour des faibles densités de cellules de voir apparaître le pic cellulaire, en situant sur l'échelle des abscisses la taille des particules ramenées à la forme de sphères. Il est certain que cet appareil est beaucoup plus simple d'emploi avec des cellules individuelles. Il sera intéressant par exemple pour apprécier l'importance de la faune prédatrice du plancton sur l'eau brute ou sur un échantillon concentré si la densité des animaux est faible.

ANNEXE 2

TABLEAU DES CALCULS DE CONSOMMATION DES NUTRIMENTS ESSENTIELS : AZOTE, PHOSPHORE, SILICE PAR UNITE DE CHLOROPHYLLE *a* ET PAR CELLULE.

CONSOMMATION DE N/P/Si
ESSAI D J0/J7

JOUR	10E3 C/ml	CHLA µg/l	NTOT.	P	SI	APPORT	NTOT.	P	SI
			mesures à 9h00				à 9h30		
J0	8,50	5,17	119,83	7,58	71,01	500(N/P/Si)	120	13	45
J1	29,00	11,42	115,93	7,73	70,63		0	0	0
J2	98,00	37,05	84,92	4,09	52,29		0	0	0
J2P						500(Si)	0	0	45
J3	327,17	107,06	26,00	0,48	51,59		0	0	0
J3P						500(N/P)	120	13	0
J4	994,67	254,80	69,90	0,42	1,56		0	0	0
J5	1043,33	316,33	31,52	0,42	0,94		0	0	0
J5P		--				500(N/P/Si)	120	13	45
J6	1247,33	443,95	77,08	0,63	0,68		0	0	0
J6P		295,77	111,32	4,55	32,99	300(N/P/Si)	72	8	27
J7	553,83	262,16	92,14	2,17	15,20		0	0	0

(par ml)	PROD CEL. (c/ml)	PROD chla (µg/ml)	CONSO N (µm/ml)	CONSO P (µm/ml)	CONSO SI (µm/ml)
J1-J0	20500	0,006	0,004	0,005	0,000
J2-J1	69000	0,026	0,031	0,004	0,018
J3-J2	229170	0,070	0,059	0,004	0,046
J4-J3	667500	0,148	0,076	0,013	0,050
J5-J4	48660	0,062	0,038	0,000	0,001
J6-J5	204000	0,128	0,074	0,013	0,045
J7-J6	0	0,000	0,019	0,006	0,018

	CONSO			
pour 1 µgchla	N(µm)	P(µm)	SI(µm)	RAPPORT
J1-J0	0,62	0,84	0,06	0.7/1/0.1
J2-J1	1,21	0,14	0,72	8.5/1/5.0
J3-J2	0,84	0,05	0,65	16.3/1/12.7
J4-J3	0,52	0,09	0,34	5.8/1/3.8
J5-J4	0,62	0,00	0,01	/
J6-J5	0,58	0,10	0,35	5.8/1/3.5
J7-J6	/	/	/	/
J4-J1	0,68	0,08	0,47	8.5/1/5.9

	CONSO			
10E7 cel.	N(µm)	P(µm)	SI(µm)	RAPPORT
J1-J0	1,90	2,57	0,19	0.7/1/0.07
J2-J1	4,49	0,53	2,66	8.5/1/3.8
J3-J2	2,57	0,16	1,99	16.3/1/12.6
J4-J3	1,14	0,20	0,75	5.8/1/3.8
J5-J4	7,89	0,00	0,15	/
J6-J5	3,65	0,63	2,21	5.8/1/3.5
J7-J6	/	/	/	/
J4-J1	1,72	0,21	1,18	8.2/1/5.6

CONSOMMATION DE N/P/SI
ESSAI E J0/J15

JOUR	10E3 C/ml	CHLA µg/l	NTOT. (µM)	P (µM)	SI (µM)	APPORT	NTOT. (µM)	P (µM)	SI (µM)
J0	45,83	21,59	112,98	7,75	60,92	500(N/P/Si)	120	13	45
J1	90,50	18,50	96,80	6,70	49,46		0	0	0
J2	145,17	33,45	77,74	4,80	35,49		0	0	0
J3	225,67	57,53	54,51	1,57	5,21		0	0	0
J3P						500(N/P/Si)	120	13	45
J4	253,00	78,16	103,18	5,38	18,53		0	0	0
J5	290,83	101,66	90,96	3,11	0,98		0	0	0
J6	179,00	108,01	81,75	2,70	0,82		0	0	0
J6P	137,17	59,61				100(N/P/Si)	24	2,6	9
J7	87,17	65,36	48,07	1,58	1,68		0	0	0
J8	36,67	66,55	24,76	0,86	1,47		0	0	0
J9	51,50	112,93	2,43	0,68	1,53		0	0	0
J10	45,33	109,61	1,12	0,58	2,52		0	0	0
J15	67,67		2,19	0,56	2,61		0	0	0

(par ml)	PROD CEL. (c/ml)	PROD chla (µg/ml)	CONSO N (µm/ml)	CONSO P (µm/ml)	CONSO SI (µm/ml)
J1-J0	44670	0,000	0,023	0,006	0,000
J2-J1	54670	0,015	0,019	0,002	0,014
J3-J2	80500	0,024	0,023	0,003	0,030
J4-J3	27330	0,021	0,071	0,009	0,032
J5-J4	37830	0,024	0,012	0,002	0,018
J6-J5	0	0,006	0,009	0,000	0,000
J7-J6	0	0,000	0,058	0,004	0,008
J8-J7	0	0,001	0,022	0,000	0,000
J9-J8	14830	0,046	0,001	0,000	0,000
J10-J9	0	0,000	0,000	0,000	0,000
J15-J10	22340				

CONSO pour 1 µgchla	N(µm)	P(µm)	SI(µm)	RAPPORT	THEORIE
J1-J0	0,00	0,00	0,00	/	
J2-J1	1,27	0,13	0,93	9.8/1/7.2	
J3-J2	0,96	0,13	1,26	7.4/1/9.7	
J4-J3	3,46	0,45	1,54	7.7/1/3.4	
J5-J4	0,52	0,10	0,75	5.2/1/7.5	
J6-J5	1,45	0,06	0,03	24.2/1/0.5	
J7-J6	0,00	0,00	0,00	/	
J8-J7	18,76	0,15	0,00	/	
J9-J8	0,03	0,00	0,00	/	
J10-J9	0,00	0,00	0,00	/	
J6-J1	1,51	0,19	1,05	8/1/5.5	9.3/1/3.5

CONSO 10E7 cel.	N(µm)	P(µm)	SI(µm)	RAPPORT
J1-J0	5,19	1,41	0,00	/
J2-J1	3,49	0,35	2,56	10/1/7.3
J3-J2	2,89	0,40	3,76	7.2/1/9.4
J4-J3	26,10	3,36	11,59	7.8/1/3.4
J5-J4	3,23	0,60	4,64	5.4/1/7.7
J6-J5	0,00	0,00	0,00	/
J7-J6	0,00	0,00	0,00	/
J8-J7	0,00	0,00	0,00	/
J9-J8	0,88	0,07	0,00	/
J10-J9	0,00	0,00	0,00	/
J6-J1	6,74	0,85	4,67	8/1/5.5

CONSOMMATION DE N/P/SI
ESSAI F J0/J13

JOUR mesure à 9h00	10E3 C/ml	CHLA µg/l	NTOT. (µM)	P (µM)	SI (µM)	APPORT	NTOT. (µM)	P (µM)	SI (µM)
0	4,00	2,10	69,16	2,04	29,97		0,0	0,0	0,0
0P	4,00	2,10	179,77	10,48	61,55	500(N/P/Si)	120,0	13,0	45,0
1	7,00	2,54	168,03	9,71	54,80		0,0	0,0	0,0
2	13,00	4,00	162,33	9,33	54,23		0,0	0,0	0,0
3	20,00	3,87	162,81	8,24	52,3		0,0	0,0	0,0
4	31,00	5,49	183,82	8,48	50,13		0,0	0,0	0,0
5	34,50	14,17	164,77	7,29	42,28		0,0	0,0	0,0
6	64,00	32,73	155,76	5,37	28,46		0,0	0,0	0,0
7	96,83	60,14	92,44	3,72	17,14		0,0	0,0	0,0
8	203,17	77,66	73,45	1,62	4,74		0,0	0,0	0,0
8P	203,17	77,66	210,38	9,94	34,70	500(N/P/Si)	120,0	13,0	45,0
9	213,83	121,72	134,28	6,20	18,19		0,0	0,0	0,0
10	288,83	146,77	118,59	3,51	4,58		0,0	0,0	0,0
11	235,00	193,39	1,55	1,27	3,85		0,0	0,0	0,0
11D	118,83	109,58	3,46	1,36	13,96		0,0	0,0	0,0
11P	118,83	109,58	29,68	4,71	27,53	200(N/P/Si)	48,0	5,2	18,0
12	91,33	102,33	2,69	2,16	8,83		0,0	0,0	0,0
12P	93,50	83,62	13,92	3,27	19,71	100(N/P/Si)	24,0	2,6	9,0
13	44,50	102,02	18,35	2,93	12,10		0,0	0,0	0,0

(par ml)	PROD CEL. (c/ml)	PROD chla (µg/ml)	CONSO N (µm/ml)	CONSO P (µm/ml)	CONSO SI (µm/ml)
J1-J0	3000	0,000	0,012	0,003	0,007
J2-J1	6000	0,001	0,006	0,000	0,001
J3-J2	7000	0,000	0,000	0,001	0,002
J4-J3	11000	0,002	0,000	0,000	0,002
J5-J4	3500	0,009	0,019	0,001	0,008
J6-J5	29500	0,019	0,009	0,002	0,014
J7-J6	32830	0,027	0,063	0,002	0,011
J8-J7	106340	0,018	0,019	0,002	0,012
J9-J8	10660	0,044	0,076	0,007	0,027
J10-J9	75000	0,025	0,016	0,003	0,014
J11-J10	0	0,047	0,117	0,002	0,001
J12-J11	0	0,000	0,045	0,003	0,019
J13-J12	0	0,018	0,006	0,000	0,008

CONSO pour 1 µgchla	N(µm)	P(µm)	SI(µm)	RAPPORT	THEORIE
J1-J0	0,00	0,00	0,00	/	
J2-J1	3,90	0,26	0,39	15/1/1.5	
J3-J2	0,00	0,00	0,00	/	
J4-J3	0,00	0,00	1,34	/	
J5-J4	2,19	0,14	0,90	15.6/1/6.4	
J6-J5	0,49	0,10	0,74	4.9/1/7.4	
J7-J6	2,31	0,06	0,41	38.5/1/6.8	
J8-J7	1,08	0,12	0,71	9/1/5.9	
J9-J8	1,73	0,15	0,61	11.5/1/4	
J10-J9	0,63	0,11	0,54	5.7/1/4.9	
J11-J10	2,51	0,05	0,02	50.2/1/0.4	
J12-J11	0,00	0,00	0,00	/	
J13-J12	0,31	0,00	0,41	/	
J10-J4	1,42	0,12	0,60	11.8/1/5	9.3/1/3.5

CONSO 10E7 cel.	N(µm)	P(µm)	SI(µm)	RAPPORT
J1-J0	39,13	10,97	22,50	3.6/1/2
J2-J1	9,50	0,63	0,95	15/1/1.5
J3-J2	0,00	1,56	2,76	/
J4-J3	0,00	0,00	1,97	/
J5-J4	54,43	3,40	22,43	16/1/6.6
J6-J5	3,05	0,65	4,68	4.7/1/7.2
J7-J6	19,29	0,50	3,45	38.6/1/6.9
J8-J7	1,79	0,20	1,17	9/1/5.9
J9-J8	71,39	6,38	25,15	11.2/1/3.9
J10-J9	2,09	0,36	1,81	5.8/1/5
J11-J10	0,00	0,00	0,00	/
J12-J11	0,00	0,00	0,00	/
J13-J12	0,00	0,00	0,00	/
J10-J4	7,84	0,63	3,33	12.4/1/5.3