

Institut National Agronomique
de Tunisie

Institut Scientifique et Technique
des Pêches Maritimes
Laboratoire Cultures Marines
La Tremblade

Elevage de Ruditapes philippinarum
dans le bassin de Marennes-Oléron : Relations trophiques
et bilan énergétique.

Option : Cultures marines
Thèse de spécialisation pour l'Obtention du diplôme
d'Ingénieur principal de l'I.N.A.T.

présentée par M. NEDHIF

Tunis, Mars 1984

- A la mémoire de mon grand-père,

- A ma grand-mère.

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier le corps enseignant du département halieutique de l'Institut National Agronomique de Tunis, en particulier Mesdames les Professeurs J. ZAOUALI et F. KTARI et Monsieur le Professeur S. BEN OTHMAN qui m'ont initié à la biologie marine, m'ont permis de poursuivre des études de spécialité en cultures marines en France et qui me font l'honneur de juger ce travail.

Je remercie Monsieur le Professeur P. LUBET et Monsieur le Professeur G. PRUNUS qui m'ont dispensé leur enseignement au cours de mes études du Diplôme d'Etudes Supérieures de Spécialité en cultures marines à Caen, que Monsieur TROADEC, Directeur de l'Institut Scientifique et Technique des Pêches Maritimes, qui a bien voulu m'accueillir dans un de ses laboratoires, reçoive ici mes remerciements.

Ma reconnaissance la plus sincère et la plus profonde s'adresse à Monsieur HERAL, Chef du Laboratoire de l'Institut Scientifique et Technique des Pêches Maritimes de La Tremblade qui m'a proposé ce sujet, a accepté la direction de ce travail. Il m'a fait profiter de ses connaissances dans l'étude de l'écologie des mollusques et a suivi pas à pas la rédaction de ce mémoire.

Je tiens à remercier la totalité du personnel du laboratoire pour l'accueil, l'amitié et l'aide qu'il a toujours bien voulu m'accorder, en particulier J.M. DESLOUS-PAOLI pour les analyses biochimiques et énergétiques des palourdes, D. RAZET et J. GARNIER pour les analyses d'eau et J. PROU pour les traitements informatiques. Je ne peux oublier mon collègue P. GOULLETQUER dont l'aide fut précieuse pour l'étude de la reproduction des palourdes. Une mention spéciale doit être adressée à S. TAILLADE qui a bien voulu se charger de la dactylographie et de l'iconographie de ce mémoire.

Je remercie Monsieur DENOYELLE, Délégué régional à l'Aquaculture et secrétaire de l'Association pour le développement de l'aquaculture en Centre Ouest pour l'intérêt qu'il a manifesté pour ce sujet et pour la prise en charge financière d'une partie des frais de cette étude.

Monsieur PEYRE, conseiller aquacole à la Chambre de Commerce de Rochefort a suivi avec intérêt cette étude, qu'il trouve ici l'expression de ma reconnaissance pour l'aide à l'élaboration finale de ce mémoire.

Ce travail a été effectué dans les claires de Monsieur Y. BOISARD, vénériculteur, dont le suivi des cultures, l'abnégation et son esprit de synthèse m'ont permis de mener à bien ces expérimentations, qu'il trouve ici l'expression de mes sincères remerciements.

SOMMAIRE

Introduction	1
<u>Chapitre I</u> : Etude de l'hydrobiologie des claires	5
A. Matériels et méthodes	5
A.1. Les claires	5
A.1.1. Description et localisation	5
A.1.2. Méthodologie de prélèvement	7
A.1.2.1. Eau	7
A.1.2.2. Vase	7
A.2. Paramètres étudiés	8
A.2.1. Paramètres abiotiques	8
A.2.2. Paramètres biotiques	8
A.2.2.2. Eau	8
A.2.2.3. Sédiment	10
B. Résultats et discussions	11
B.1. Paramètres abiotiques de l'eau	11
B.2. Paramètres biotiques	22
B.2.1. Eléments particulaires	22
B.2.2. Eléments dissous	30
B.2.3. Vase : interface eau-sédiment	33
C. Conclusion	41
<u>Chapitre II</u> : Les palourdes : croissance, composition biochimique, valeurs énergétiques	41
A. Matériels et méthodes	48
A.1. Méthodes de culture	48
A.2. Méthode de prélèvement	48
A.3. Méthode analytique	49
A.3.1. Biométrie	49
A.3.2. Biochimie	50
A.3.3. Teneur énergétique	51
A.3.4. Reproduction	52
A.3.5. La mortalité	52
B. Résultats et discussions	52
B.1. Croissance	52
B.1.1. Croissance linéaire	52
B.1.2. Croissance pondérale	59
B.2. Mortalité	64
B.3. Reproduction	67

B.3.1. Résultats des suivis des populations in situ	67
B.3.2. La ponte	68
B.4. Composition biochimique et valeur énergétique de la chair	70
B.4.1. Composition biochimique de la chair	70
B.4.1.1. Valeur relative	70
B.4.1.2. Valeur absolue	78
B.4.1.3. Animal standard	85
B.4.2. Teneur énergétique de la chair	85
B.4.2.1. Teneur énergétique de la chair calculée à partir des données biochimiques	88
B.4.2.2. Teneur énergétique mesurée par microca- lorimétrie	90
<u>Chapitre III</u> : Relations milieu-palourdes	94
Chapitre IV : Bilans énergétiques	100
1. Au niveau de l'eau et du sédiment	100
1.1. Matière organique dissoute	101
1.2. Matière organique particulaire	101
1.3. Bactéries	103
1.4. Valeur énergétique de l'interface eau-sédiment	103
2. Population de palourdes	105
3. Relations entre les palourdes et le milieu	111
Conclusions	116
Bibliographie	119
Annexes	125

INTRODUCTION

INTRODUCTION

Le bassin de Marennes-Oléron (fig. 1), situé entre la Charente, la Seudre et l'Ile d'Oléron, produit à lui seul environ 40 % des huîtres consommées en France.

Sur la côte Est de l'Ile d'Oléron, sur le littoral entre la Charente et la Seudre ainsi que sur les deux rives de cette dernière existent des marais aménagés en bassins appelés claires, pour recevoir des huîtres qui ont déjà été élevées un ou deux ans sur les parcs en mer. Ces claires sont d'anciens marais salants restructurés. Sur 10 000 ha de salines du bassin de Marennes-Oléron, environ 3 500 ha ont été aménagés dont seulement 1 000 ha sont actuellement exploités pour l'élevage et l'affinage des huîtres.

Le séjour des huîtres dans ces bassins varie de deux mois à une année. En plus de la croissance et de l'engraissement de la chair, l'huître acquiert une coloration bleu-verdâtre liée à la diffusion dans le milieu d'une substance appelée "Marennine" par une diatomée : *Navicula ostrearia* Bori.

La majorité des travaux effectués sur ce biotope ont donc porté sur la prolifération des navicules et sur la diffusion de la "Marennine".

Ainsi Moreau (1970) a fait une synthèse chronologique des travaux effectués dans ce domaine depuis Sprat (1669) qui fut le premier à découvrir ce qui est appelé actuellement, le verdissement à l'huître en passant par les travaux de Gaillon (1820 - 1824), Valenciennes (1841) sur la localisation de la coloration dans les branchies de l'huître. D'après le même auteur il faut attendre 1915 - 1916 et l'apparition d'une note de Mitchell et Barney pour prouver la présence de *Navicula ostrearia* et son rôle dans la coloration des branchies de l'huître *Crassostrea virginica* Gmelin. Ranson (1925), travaillant sur la question du verdissement du bassin de Marennes-Oléron, montra que le verdissement de l'huître est dû à une absorption directe du pigment dissous par les tissus branchiaux.

Daste et Neuville (1970 - 71 et 1976) ont réussi des cultures pures de *Navicula ostrearia* en utilisant des méthodes microbiologiques

d'ensemencement dans un milieu synthétique. Selon ces auteurs la formation de la pigmentation des navicules est due à "un déséquilibre entre la concentration en éléments minéraux et en vitamines de l'eau dans laquelle se trouve la diatomée et l'intensité lumineuse à laquelle elle est soumise".

Par contre Moreau (1970) fut le premier à entreprendre une étude écologique du biotope dans les claires du bassin de Marennes-Oléron en relation avec le verdissement des huîtres.

Puis Robert dès 1974 développe une étude approfondie des claires situées en Baie de Bourgneuf en liaison avec les blooms de navicule. Cet auteur montre que les biomasses algales planctoniques et benthiques sont très élevées dans les claires en liaison avec les réserves en sels nutritifs. De même ces travaux mettent en évidence que l'azote est le premier élément limitant de la production phytoplanctonique, autant par les différentes formes d'azote minéral que par l'azote organique.

De 1977 à 1981 Zanette effectue des études sur les claires du bassin de Marennes-Oléron. Il conclut (Zanette, 1980) qu'en élevant des huîtres à une densité de $4/m^2$ dans une claire, l'impact de la croissance des huîtres, à faible densité dans la claire, est non significative, du moins pour les paramètres étudiés. Ces auteurs remarquent (Zanette et Garnier, 1981) que les capacités de production des claires semblent être limitées pour des densités d'élevage d'huîtres à une charge de 10 individus par m^2 correspondant à une productivité de $350g/m^2/an$, ces résultats obtenus laissent penser qu'il pourrait être plus rentable d'effectuer des élevages de palourdes : *Ruditapes philippinarum*.

Parallèlement au déclin de l'ostréiculture en claire dont la cause est principalement économique : faible prix relatif de vente des huîtres de claires par rapport aux charges d'entretien, un nouvel élevage s'est développé depuis 1980 : l'élevage de la palourde japonaise : *Ruditapes philippinarum*.

La mise au point des techniques de production du naissain de palourdes parallèlement au développement des écloséries de mollusques a encouragé l'élevage de ces coquillages resté jusqu'à ces dernières

années limité à la collecte sur l'estran de populations sauvages.

Les premières expériences de croissance ont été menées par Lucas (1976) sur des naissains de *R. philippinarum* livrés par la S.A.T. M.A.R.*. Latrouite (1979), en élevant sur l'estran les deux espèces de palourdes : *R. philippinarum* (palourde japonaise) et *R. decussatus* (l'espèce indigène) montre que la palourde japonaise a une croissance plus rapide. Maître-Allain (1979) dans un écosystème artificiel méditerranéen trouve des résultats identiques.

L'élevage de palourdes dans les claires suit de près les méthodes mises au point sur l'estran (Flassch, 1979) mais avec des techniques d'élevage particulières. Ainsi, la technique "sous filets" mise en oeuvre par Peyre et al. (1981) et Zanette et al. (1981) (fig. 1) permet de protéger les jeunes palourdes des prédateurs en particulier du crabe vert : *Carcinus maenas* (Parache, 1980).

Notons, après cette introduction bibliographique succincte que les travaux effectués sur les claires montrent que dans ces milieux semi-fermés, les potentialités nutritionnelles ne pourront être que limitées et que les biomasses de palourdes élevées doivent tenir compte de ces limites. C'est dans ce cadre que se situe la présente étude. Pour cela plusieurs densités de palourdes d'âge différent ont été testées en liaison avec les capacités trophiques de ce biotope. Ainsi pour essayer de préciser les relations trophiques milieu-palourdes, nous aborderons successivement :

- L'évolution des facteurs hydrobiologiques et biochimiques de l'eau et de l'interface eau-sédiment.

- La croissance, la reproduction et l'évolution des composés biochimiques de deux populations de palourdes.

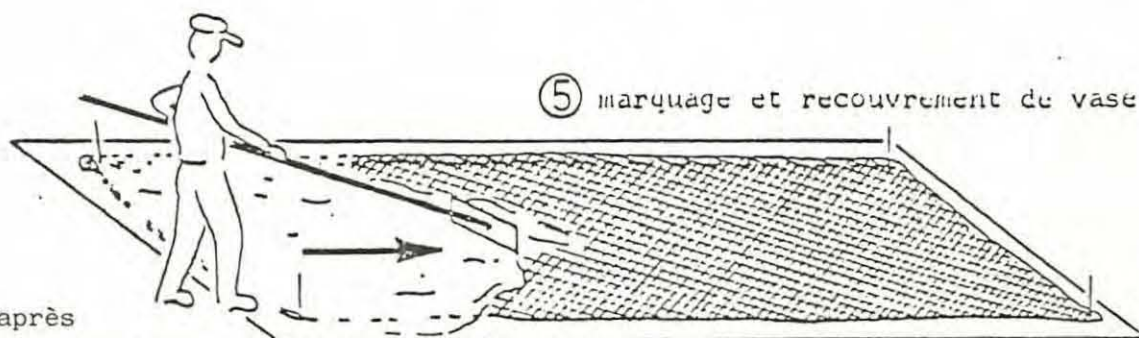
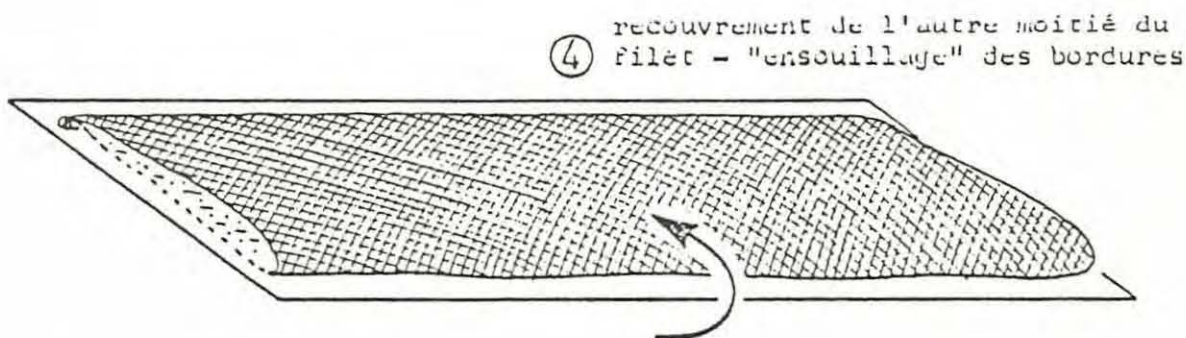
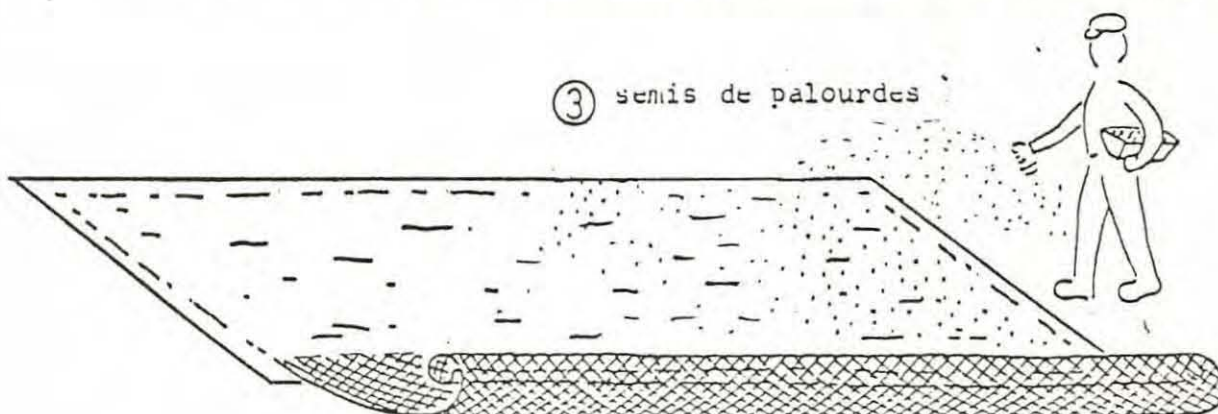
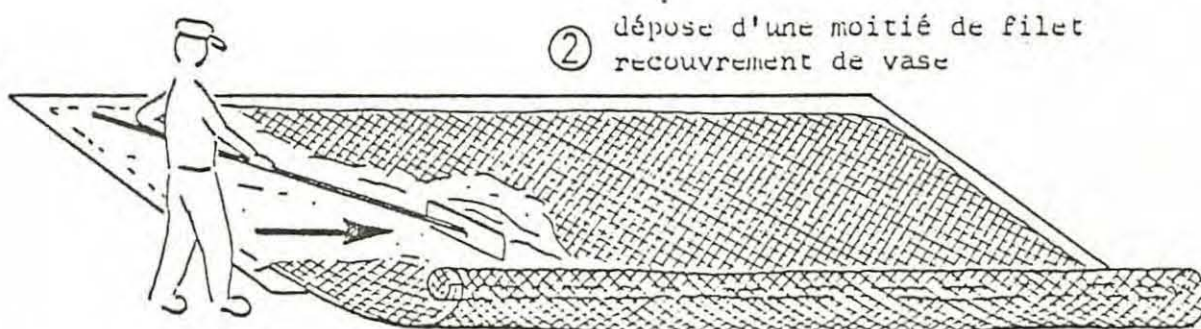
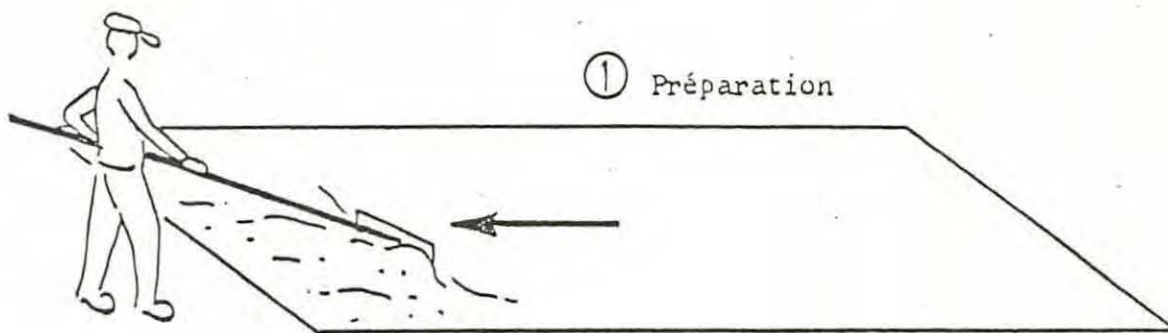
- L'interdépendance "milieu-palourdes" et une esquisse de bilan énergétique global.

* Société Atlantique de Mariculture.

Chapitre I

Etude de l'Hydrobiologie des claires

- colonne d'eau
- interface eau-sédiment



d'après

Maison de l'Aquaculture

janvier 1951

CHAPITRE 1 : ETUDE DE L'HYDROBIOLOGIE DES CLAIRES.

A. Matériels et méthodes

A.1. Les Claires

A.1.1. Description et localisation

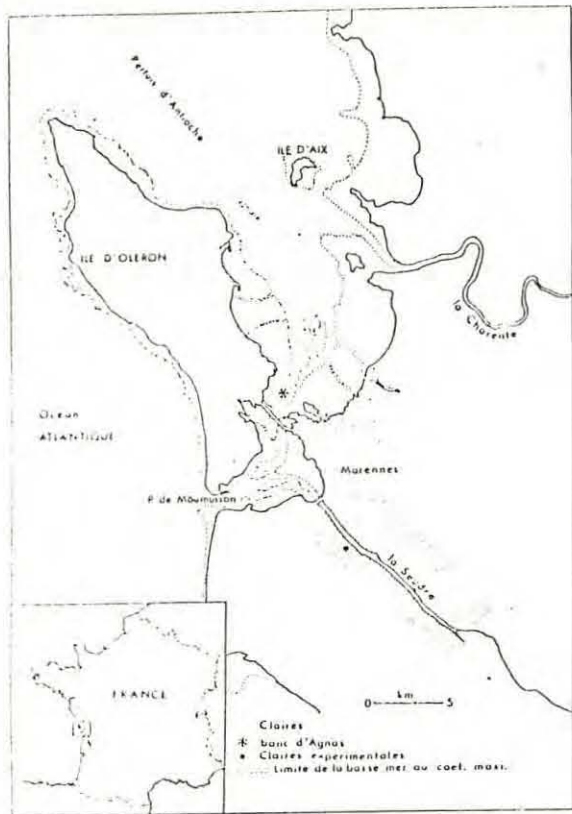
Comme Moreau (1970) et Deslous-Paoli (1980) nous laisserons Chaux-Thévenin (1939) décrire les claires. "Les claires sont des bassins creusés dans les terrains très plats et argileux.... Les anciens marais salants de la région, aujourd'hui presque tous désaffectés ont été transformés en claires à huîtres.... Un système compliqué de chenaux et de ruissons, leurs affluents, permet d'alimenter les claires en eau de mer. Cette alimentation se fait aux grandes marées de quinzaine (dites malines). Il suffit en général que le coefficient de marée soit supérieur à 80 ou 90 pour que les claires puissent s'alimenter. A marée basse, ruissons et chenaux permettent de les vider quand il est nécessaire.... La profondeur des claires est faible. Leur forme est variée....

La communication avec les ruissons se fait au moyen d'une dérase, sorte de créneau existant sur la bordure (ou abotteau) de la claire.... La dérase peut être plus ou moins élevée ce qui permet de conserver plus ou moins d'eau dans la claire....

Les claires sont généralement groupées en prises entourées de digues insubmersibles ou taillées. Ces prises sont munies d'écluses ou varaignes permettant de régler l'alimentation des claires dans leur ensemble. Chaque claire est constituée par un bassin comportant une digue de ceinture (l'abotteau), une large partie centrale unie (le platin) et une partie un peu plus creuse entourant le platin au pied de l'abotteau : c'est le doue."

Le marais expérimental est situé dans la région d'Artouan sur la rive droite de la rivière de la Seudre à environ 10 kilomètres de l'embouchure.

Les claires choisies pour les expérimentations (fig. 2) sont les C₈ et C₉ semées avec des palourdes de 2 ans et à des densités respec-



Le bassin de Sables - Oléron.

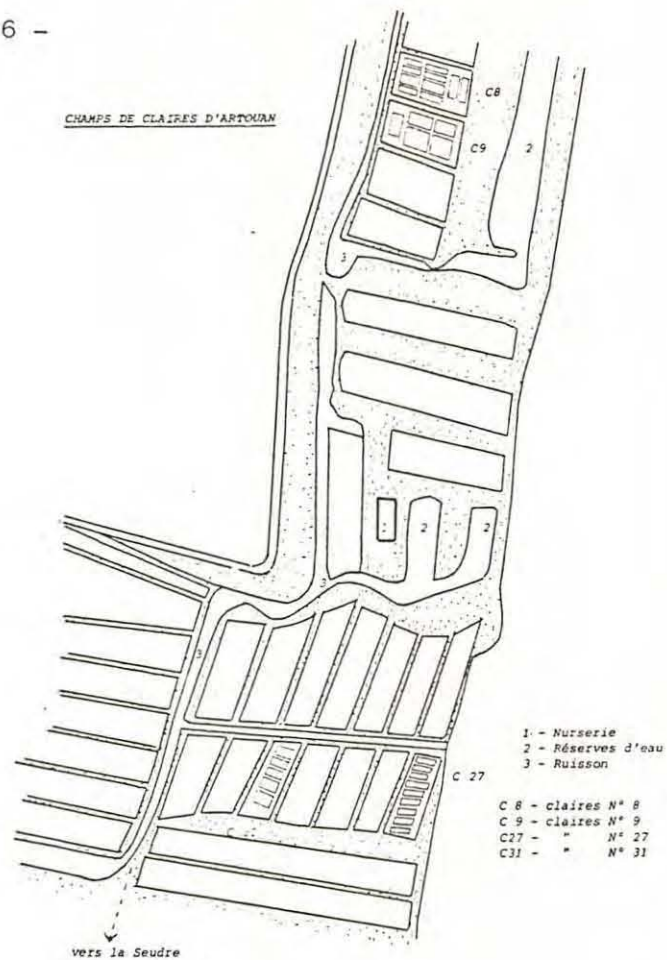
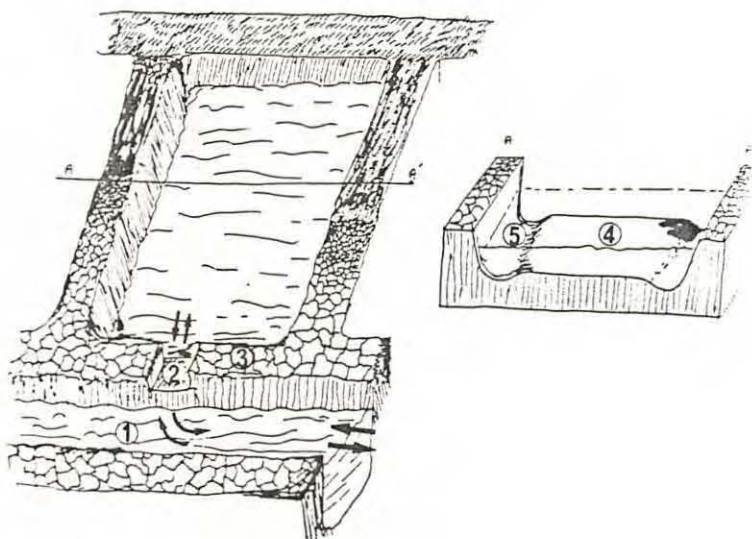


Figure 2 : Situation géographique et description des claires étudiées.



- 1 Ruisson
- 2 Dérase
- 3 Abotteau
- 4 Le Platin
- 5 Le Doue

tivement de $104/m^2$ et $75/m^2$ et les claires C_{27} et C_{31} semées avec des palourdes de 1 an à des densités respectives de 90 et $50/m^2$.

Les superficies des claires sont respectivement $576 m^2$ et $612 m^2$ pour les C_8 , C_9 et $600 m^2$ pour chacune des claires C_{27} et C_{31} .

L'alimentation de toutes les claires en eau estuarienne se fait par gravité à partir du coefficient 80.

La hauteur d'eau dans les claires est en moyenne de 50 cm durant les vives-eaux et de 25 - 30 cm au cours de la période de mortes-eaux.

En général la moitié du volume d'eau des claires est renouvelée pendant les quinzaines de vives-eaux.

A.1.2. Méthodologie de prélèvement

Les prélèvements sont effectués le matin vers 10 heures pour l'eau, ils sont réalisés en fin de période d'alimentation de vives-eaux et en fin de mortes-eaux juste avant la période d'alimentation suivante. Pour le sédiment un seul prélèvement est effectué et par mois.

A.1.2.1. Eau

Les prélèvements de l'eau sont faits en deux points de chaque claire près de la déraser et à l'opposé. L'eau, prise à 15 cm du fond, est recueillie dans des flacons de 5 litres.

Les prélèvements destinés au dosage de l' O_2 dissous et de l'ammoniac sont pris directement dans des flacons en verre fumé et les fixations de l' O_2 et de l' NH_4^+ se font immédiatement.

Parallèlement l'eau destinée à l'analyse bactériologique est prélevée dans des flacons stériles en même temps que les prélèvements de vase.

A.1.2.2. Vase

Le prélèvement de la vase s'effectue par carottage au milieu des claires le plus proche possible des filets d'élevage. Les carottiers utilisés sont des tubes en P.V.C. de 20 cm de longueur et de 2,7 cm de diamètre.

Au laboratoire nous récupérons la partie supérieure de la vase (environ 1 cm d'épaisseur) qui servira aux différentes analyses microbiologiques et biochimiques.

A.2. Paramètres étudiés

A.2.1. Paramètres abiotiques

- Les températures (T°) sont mesurées sur place avec un thermomètre au 1/10 et exprimées en degré Celsius.
- Les salinités (S ‰) sont dosées selon le protocole de Jacobs et Knudsen et exprimées en g/Kg d'eau.
- Le pH est mesuré par pH mètre Pye Unicam 292 au 1/10 et exprimé en unité pH.
- L'oxygène dissous (O_2d) est exprimé en pourcentage de saturation et en valeur absolue (mg/l) et dosé selon la méthode de Winkler.
- La turbidité est mesurée sur turbidimètre Hach 2 000, exprimée en NTU (unité de turbidité néphélométrique).
- Le seston est exprimé en mg/l et correspond au poids de particules contenues dans un litre d'eau filtrée sur un filtre Wathman GFC de $0,45 \mu$ de porosité.

Nous distinguerons :

- . Le seston total qui correspond au poids de particules séchées à l'étuve pendant 1 heure à $60^{\circ}C$.
 - . Le seston minéral est le reliquat obtenu après calcination à 480° pendant 10 mn.
 - . Le seston organique correspondant à la différence entre le seston total et minéral.
- L'ammoniac (NH_4^+) dissous est dosé selon le protocole de Koroleff (1969) et exprimé en $\mu g \text{ at d'Nl}^{-1}$.

A.2.2. Paramètres biotiques

A.2.2.2. Eau

- Eléments particuliers :

. La chlorophylle a et les phéopigments a : sont dosés sur 500 ml d'eau selon le protocole de Lorenzen (1967). Les filtres utilisés sont en fibre de verre type GFC 0,45 μ . Les résultats sont exprimés en ug de chlorophylle a et en ug de phéopigments par litre.

. Les protides, lipides et glucides particuliers : La matière organique particulaire contenue dans 500 ml d'eau est recueillie sur filtre Wathman GFC en fibre de verre de 0,45 μ de porosité. Le filtre est préalablement calciné à 480°C pendant 1 heure afin d'éliminer les traces de matière organique. Les dosages colorimétriques sont effectués sur un spectrophotomètre à double faisceau du type Perkin Elmer EL 51.

Protides : La méthode est basée sur celle de Lowry et al. (1951) appliquée au sérum humain. Une gamme étalon de 0 à 200 $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$ est faite avec de l'albumine de boeuf dans une solution d'eau distillée. La densité optique est mesurée à 750 nm. Les résultats sont exprimés en μg d'équivalent en albumine par litre.

Lipides : Le principe consiste en une extraction des lipides particuliers dans du chloroforme (Bligh et Dyer, 1959) puis en une hydrolyse acide des acides gras en présence de l'acide sulfurique concentré (Marsh et Weinstein, 1966). Une gamme étalon de 0 à 100 $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$ est faite avec de l'acide palmitique dans du chloroforme. Les densités optiques sont lues 360 nm. Les résultats sont exprimés en équivalent gramme d'acide palmitique par litre.

Glucides : Les dosages sont faits suivant la méthode de Dubois et al. (1956). La densité optique est mesurée à 490 nm. Un étalon de 0 à 200 $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$ est pratiqué avec du glucose et les résultats sont exprimés en μ équivalent gramme de glucose par litre.

. Les bactéries : La numération des bactéries hétérotrophes aérobies est effectuée sur le milieu liquide 2 216 E d'Oppenheimer et Zobell (1952). Les ensemencements sont effectués sur des dilutions au 1/10, chaque dilution est faite en 3 exemplaires pour une meilleure précision. Les lectures s'effectuent après 9 - 10 jours d'incubation à la température ambiante du Laboratoire. Le nombre le plus probable de germes viables et capables de proliférer dans le milieu est déterminé par les tables statistiques de Mc Crady.

- Eléments dissous :

. Les acides aminés : la concentration des acides aminés libres et des peptides est estimée suivant la méthode préconisée par North (1975).

La fluorescamine réagit avec les acides aminés libres et les peptides, contenus dans l'eau de mer préalablement filtrée à $0,45 \mu$, en formant des dérivés fluorescents. L'intensité de fluorescence est mesurée sur un "fluorimètre Turner Model 112". Un étalon de 0 à 100μ Mole est effectué avec de la glycine. Les résultats sont exprimés en μ Mole d'équivalent glycine.

. Les glucides dissous : la méthode est identique à celle utilisée pour les glucides particulaires. Les analyses sont effectuées sur 1 ml d'eau de mer pré-filtrée à $0,45 \mu$.

A.2.2.3. Sédiment

La partie supérieure (1cm) de la vase contenue dans les carottiers est prélevée dans des conditions d'aseptie maximale et séparée en 3 échantillons qui serviront pour les dosages des chlorophylles, des protides, lipides, glucides et aux ensemencements bactériologiques.

- La chlorophylle a et les phéopigments a :

Le sédiment frais est préalablement pesé, il lui est ajouté un ml de carbonate de sodium pour empêcher la dégradation de la chlorophylle a et du phéopigment a, est ensuite stocké à -20°C . Le dosage s'effectue selon le protocole de Lorenzen (1967) comme pour les éléments particulaires. Les résultats seront exprimés en $\mu\text{g.g}^{-1}$ de poids sec de sédiment (ou en g.m^{-2}).

. Les protides, lipides et glucides :

La vase humide est stockée à -20°C pendant 24 heures puis lyophilisée 24 heures et broyée. Le broyat ainsi obtenu est stocké dans un dessiccateur, renfermant du gel de silice, jusqu'à analyse.

Les méthodes de dosages sont les mêmes que celles utilisées pour les analyses biochimiques des éléments particulaires. Environ

10 mg de broyat de sédiment sec sont utilisés pour dosages des protides et glucides et 50 mg pour les lipides. Les résultats sont exprimés en mg.g^{-1} du poids sec.

. Les bactéries :

Le reliquat de sédiment frais prélevé, est homogénéisé dans un flacon contenant 45 ml d'eau de mer stérile. Après brassage pour mettre en suspension la microflore et une meilleure homogénéisation du milieu, les milieux de culture sontensemencés. La méthodologie sera identique à celle préconisée pour la microflore de l'eau.

N.B. : Les protocoles analytiques précis sont joints en annexe de ce mémoire.

B. Résultats et discussions

B.1. Paramètres abiotiques de l'eau

Températures : Deux phases se sont distinguées : une phase hivernale de novembre jusqu'à avril où les moyennes de température sont inférieures ou égales à 10°C avec un minima de $2^{\circ}5$ en décembre et une phase estivale à partir de mai avec des moyennes de température oscillant entre $14^{\circ}5$ et 28° . Le maximum de température (29°C) est observé en juillet. Notons que les variations de température de l'eau dans les claires suivent celles de l'air. L'inertie thermique est, par conséquent, très faible sinon absente comme l'a fait remarquer Robert (1982) dans les claires de la Baie de Bourgneuf. Des observations similaires ont été mentionnées par Rince (1978) où il a enregistré dans les claires de la Louippe (en Vendée), pour l'année 1977 des moyennes de température ne dépassant pas les 10° jusqu'à avril. La moyenne de température du mois de mai ($14,5^{\circ}\text{C}$) est inférieure à celle enregistrée par Zanette (1980), sur des claires situées sur la rive gauche de la Seudre, pour le mois de mai 1979 et qui est de 17°C .

La température maximale (29°C) est assez élevée par rapport à celles décrites par Zanette (1980) soit $22^{\circ}8$ en juillet 1979 et par Robert (1982) qui a enregistré des températures de $25^{\circ}6$ en juillet 1977 et $21^{\circ}6$ en juillet 1978.

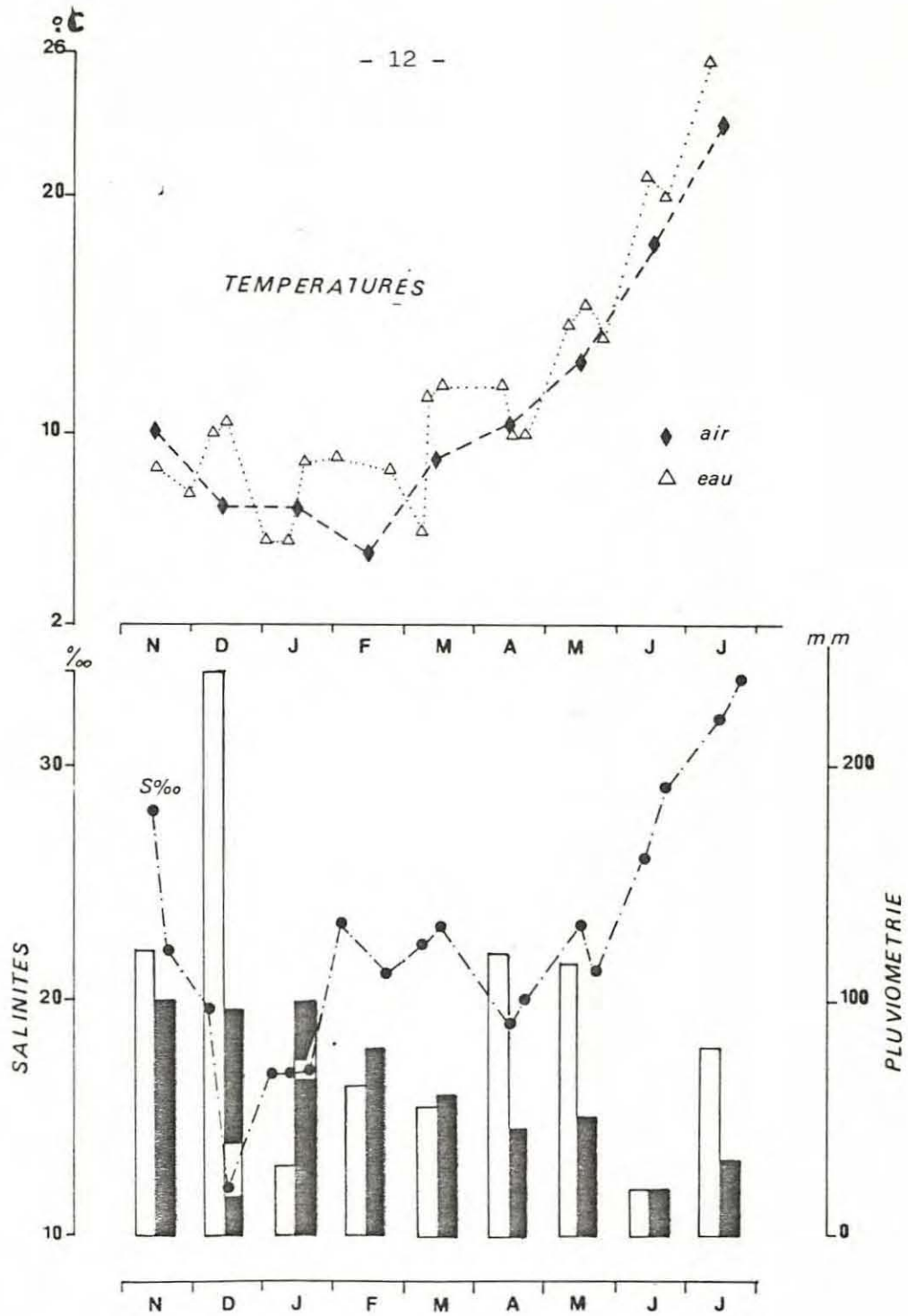


Figure 3 : Evolution mensuelle des paramètres abiotiques : température de l'eau et air, salinité et pluviométrie.

La période expérimentale a été marquée par un hiver long et froid et un été court, assez chaud par rapport aux moyennes observées. Les variations thermiques ne peuvent pas être sans effet sur le développement de la flore phytoplanctonique et microphytobenthique et aussi sur la physiologie de la croissance et de la reproduction des mollusques qui séjournent dans les claires. D'après Lucas (1978) la croissance de jeunes palourdes *Ruditapes philippinarum* est satisfaisante à des températures voisines de 8°C quand la nourriture est abondante dans le milieu, par contre pour des températures plus basses l'activité de pompage est réduite. Mann (1979) observe une meilleure croissance de *Ruditapes philippinarum* à 12°C par comparaison à d'autres populations élevées à 15, 18 et 20°C. Les variations de température semblent avoir un effet sur la croissance et sur la durée de vie des bivalves. Ohba (1959) et Mann (1979) signalent que *Ruditapes philippinarum* a une durée de vie rarement supérieure à quatre ans et ne dépasse pas la taille de 34,9 mm dans certaines eaux du Japon où la température dépasse 15°C sept mois par an 20°C quatre mois par an et où la température remonte au maximum l'été à 26°C. Par contre Nosho et Chew (1972) remarquent qu'un certain nombre de clams de quatre ans ont atteint la longueur de 50 mm dans "Hood canal" à Washington où la température d'été n'excède cependant pas 15°C pendant quatre mois avec exceptionnellement des températures de 20°C. Ainsi cette année de prélèvement un peu atypique avec un hiver et un printemps froids et un été court mais très chaud a pu provoquer chez les palourdes une croissance plus faible et une gamétogénèse ralentie par rapport aux années précédentes.

Les salinités : L'hiver 82 - 83 a été marqué par des fortes précipitations : 240 mm au mois de décembre 1982, 120 mm en avril 1983 et 115 mm en mai soit respectivement des écarts aux normales de + 150 %, + 160 % et + 130 %. Ces "crues du siècle" ont provoqué une baisse exceptionnelle de la salinité dans les claires. En décembre, des précipitations coïncidant avec une période de mortes-eaux, ont fait baisser sur 20 jours la salinité de 22 ‰ à 8 ‰.

D'une manière générale, les moyennes ont varié entre 12 ‰ et 33,3 ‰ avec deux baisses bien marquées en décembre et avril liées à la

pluviométrie et une augmentation à partir de mai liée aux déficits d'alimentation en eau douce (Charente, Seudre), à l'élévation des températures et à l'évaporation.

Cet écart annuel dépasse de loin ceux mentionnés par Deslous-Paoli (1980) soit 19,5 ‰ et 38,4 ‰ par Zanette (1980) : 17,6 ‰ et 38,4 ‰ et par Robert (1982) : 22 ‰ et 36 ‰. Il faut remarquer que nos observations indiquent des salinités plus basses tant en hiver qu'en été. Belding (1931) et Castagna et Chanley (1982) donnent des salinités de 12,8 à 35 ‰ pour l'espèce *Mercenaria mercenaria* (L.) en précisant que la survie du mollusque est possible pour des salinités de l'ordre de 46 ‰. Ils estiment que des variations entre les limites déjà citées n'affectent pas la croissance du bivalve. Pour Loosanoff et Davis (1963) *Ruditapes philippinarum* adultes supportent pour quelques jours des dessalures de l'ordre de 0 ‰.

Gérard (1978), suite à des expériences en laboratoire, a pu remarquer que les adultes de *R. philippinarum* peuvent vivre au moins 15 jours dans une eau de mer de 10 ‰. De même Heurtebise (1982) précise que les palourdes japonaises peuvent survivre 8 jours pour les juvéniles et 16 jours pour les adultes à une salinité de 5 ‰.

Ainsi les fortes crues exceptionnelles de l'hiver 1982 ayant fait descendre la salinité à 12 ‰ pendant une semaine avec un minima à 3 ‰ ont presque atteint les limites léthales inférieures des palourdes juvéniles et adultes.

pH : Dans les eaux des claires l'amplitude des variations du pH est assez importante. Les valeurs oscillent entre 7,93 et 9,08. Contrairement aux variations de température et de salinité où nous n'avons pas pu remarquer de différences au niveau des 4 claires, les valeurs de pH en présentent. Notons que les valeurs les plus élevées ont été observées dans les claires avec des jeunes palourdes c'est à dire C₂₇ et C₃₁.

Les moyennes générales calculées confirment ces observations. Elles sont de 8,25 pour C₈, 8,24 pour C₉, 9,38 pour C₂₇ et 8,33 pour C₃₁, les écarts-types sont respectivement 0,16 ; 0,13 ; 0,28 et 0,20.

Par ailleurs, nous remarquons que pour un cycle de marée, la

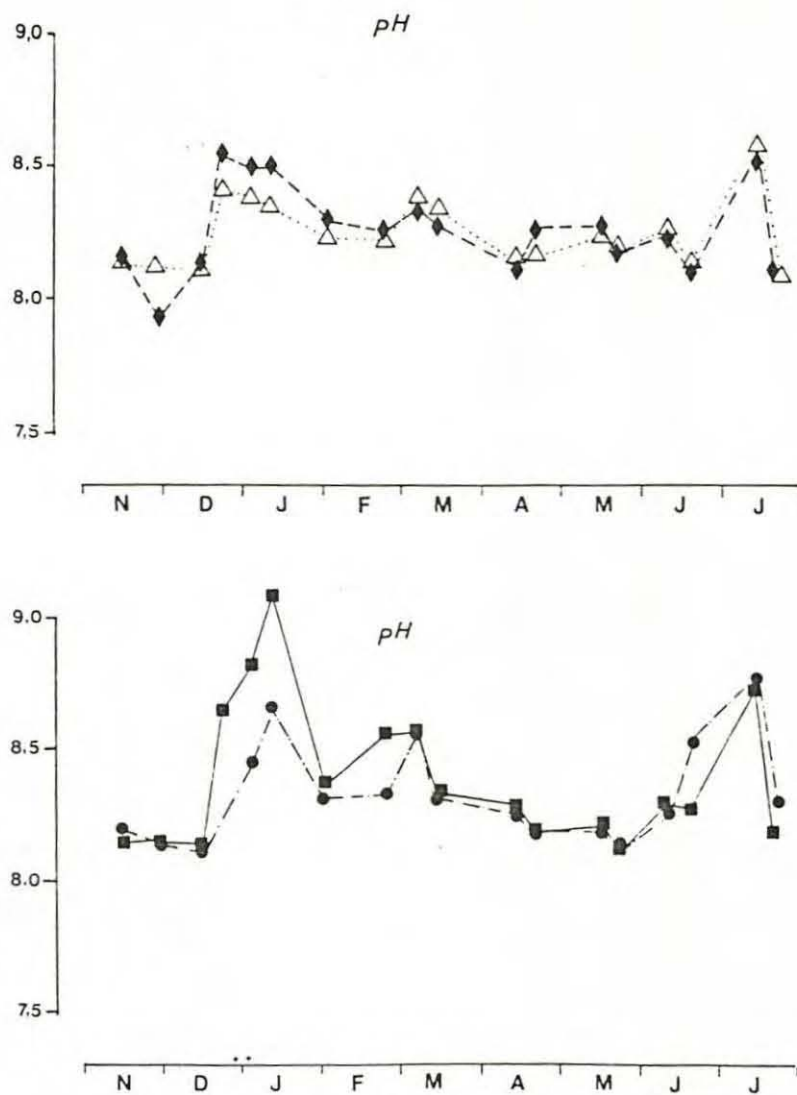


Figure 4 : Evolution du pH dans les différentes claires (C_8 : \blacklozenge ; C_9 : \triangle ; C_{27} : \bullet et C_{31} : \blacksquare).

valeur de pH la plus forte est 4 à 5 jours après l'alimentation en eau estuarienne et par conséquent les valeurs les plus faibles correspondent à la fin des mortes-eaux, c'est à dire juste avant l'alimentation prochaine.

Les variations saisonnières montrent deux pics, un en hiver (décembre - janvier) un en été (juillet) et un "palier" entre février et mai.

Ces observations ne concordent pas avec celles de Robert (1982) qui décrit deux périodes, une hivernale où le pH est faible et une estivale à pH élevé, il remarque que le pH diminue quand il y a des dessalures et qu'il y a une analogie entre les évolutions de pH et les températures, quant à nous, nous remarquons (fig. 2) que bien qu'il y ait chute de pH à la suite de la baisse de salinité, elle n'est que momentanée et que le pH augmente pour atteindre des valeurs maximales qui ne sont pas atteintes même en été (C_{27}) alors que la salinité reste toujours faible ($S\% < 16\%$).

De même, les valeurs de pH les plus fortes en hiver correspondent aux températures les plus basses. Les valeurs les plus fortes de pH de fin décembre début janvier et début juillet coïncident avec les valeurs les plus élevées de chlorophylle enregistrées en mi-décembre et en juin. De même pour les trois claires C_8 , C_9 et C_{27} l'augmentation du pH est proportionnelle à celle de la chlorophylle a.

Ainsi nous estimons que le pH est lié à l'activité photosynthétique. Il n'évolue pas strictement parallèlement au développement du phytoplancton, mais avec un décalage d'environ 4 jours.

O₂ dissous : Les variations de l'oxygène dissous montrent deux cycles distincts, l'un hivernal, entre décembre et avril où les quantités d'O₂ dissous varient entre 5,2 et 9,3 ml/litre et un cycle estival avec des valeurs oscillant entre 2,7 et 4,8 ml/litre.

Deux baisses importantes ont été observées en fin novembre (jusqu'à 1,95 le 15.11.1982 en C_{31}) et aux mois de juin et juillet. Exprimée en pourcentage de saturation, nous remarquons la présence d'une période critique en fin de printemps (mai - juin) avec des valeurs comprises

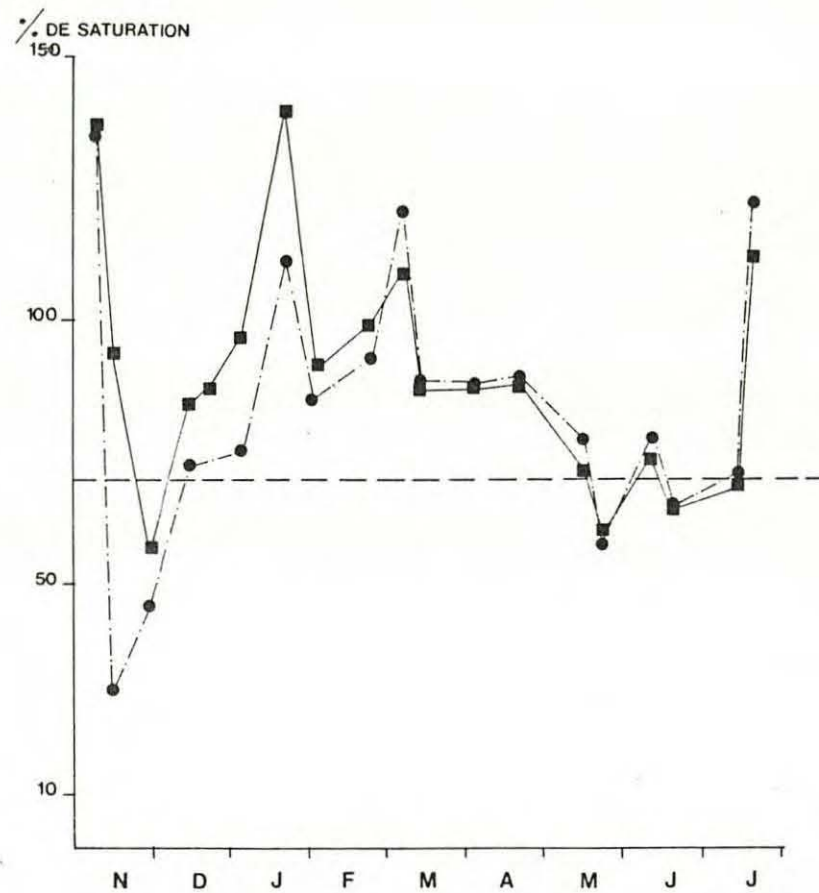
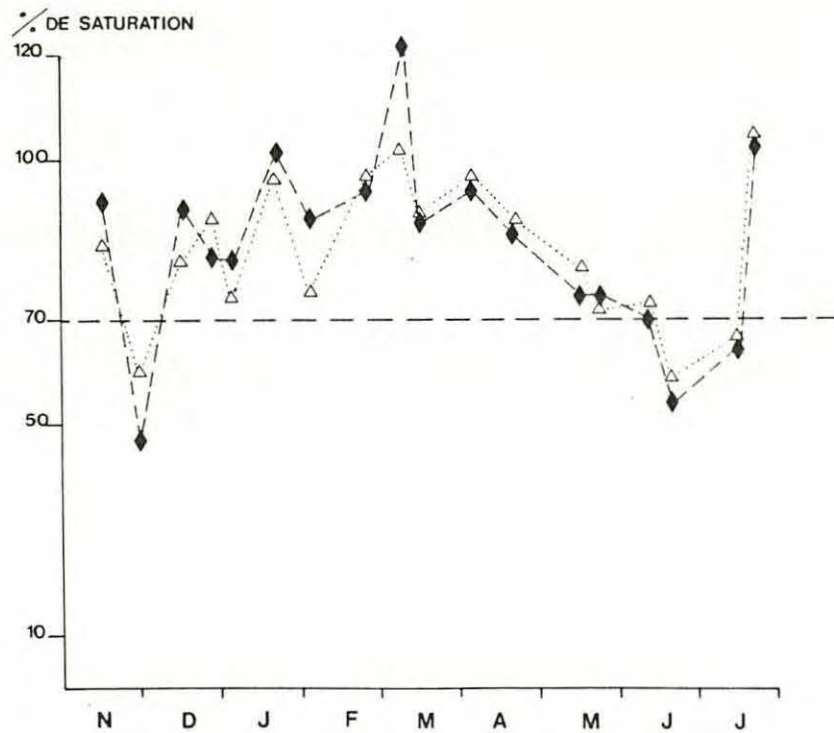


Figure 5 : Evolution des pourcentages d'oxygène dissous dans les différentes claires

C₈ : ◆ ; C₉ : △ ; C₂₇ : ● et C₃₁ : ■ .

entre 50 et 70 %. De même la chute du mois de novembre est importante (29 % en C_{31}), mais limitée dans le temps. Entre décembre et avril les pourcentages de saturation sont de l'ordre de 90 %. Des périodes de saturation élevées ont été observées particulièrement en C_{27} , en janvier avec une valeur de 140 %.

Les teneurs en O_2 dissous varient entre deux cycles de marée. Les valeurs les plus faibles correspondent aux périodes de fin de mortes-eaux.

Les moyennes des valeurs enregistrées entre décembre et avril (6,8 ml/l) sont comparables à celles décrites par Robert (1982) dans les claires de la Baie de Bourgneuf, par contre celles de l'été sont plus faibles (3,8 ml/l entre 5,08 ml/l).

Les variations des taux d' O_2 dissous sont liées aux peuplements phytoplanctoniques et phytobenthiques, à des facteurs climatiques et physiques, tels que les vents, l'insolation, les cycles de marée, mais aussi à la respiration des palourdes directement dépendante de la température. Ainsi Sacher (1982) démontre que pour *Ruditapes aureus*, *decussatus* et *philippinarum* le taux de consommation d'oxygène augmente linéairement avec la température jusqu'à 25°C.

Le cycle de l'année (1982 - 1983) montre donc une baisse d'oxygène marquée en fin d'automne qui pourrait être due aux premiers apports de matière organique d'origine tellurique et à la fin du printemps liés d'une part à l'augmentation de la respiration des palourdes, résultant d'une élévation de la température, d'autre part à l'absence d'importante biomasse phytoplanctonique et au faible taux de renouvellement de l'eau des bassins.

Turbidité : L'alimentation des claires en eau estuarienne entraîne un apport d'éléments particuliers non négligeables. La décantation de ces éléments est rapide et les valeurs de turbidité sont généralement faibles (> 10 NTU). Les valeurs élevées d'avril et juin en C_{27} et C_{31} et de mai - juin en C_8 , C_9 sont dues à des remous provoqués lors de l'échantillonnage à cause de la faible profondeur d'eau dans les claires.

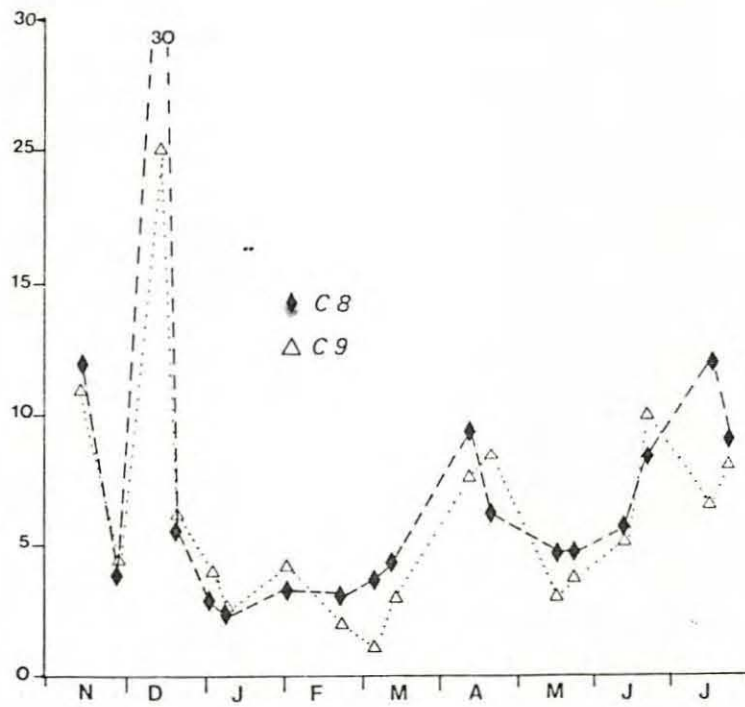
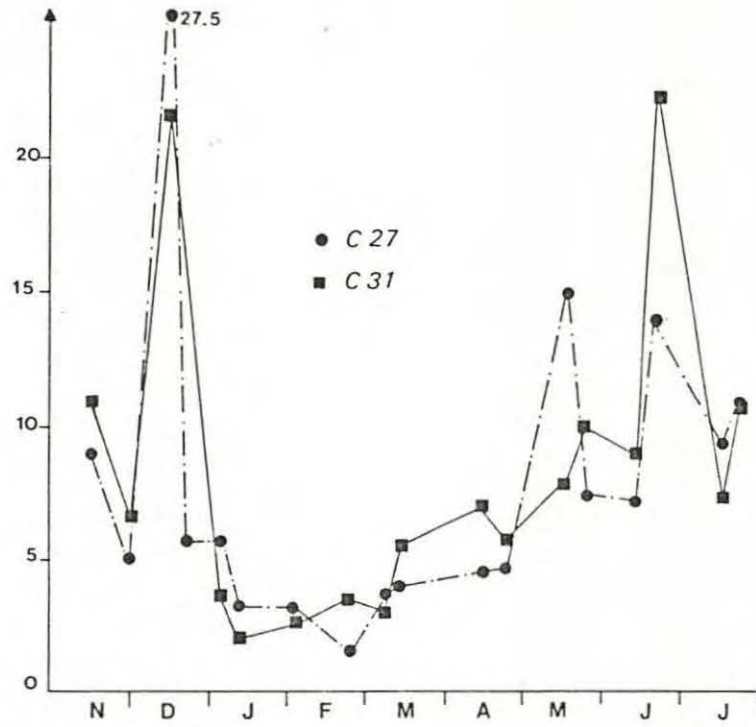


Figure 6 : Variation de la turbidité (exprimée en NTU).

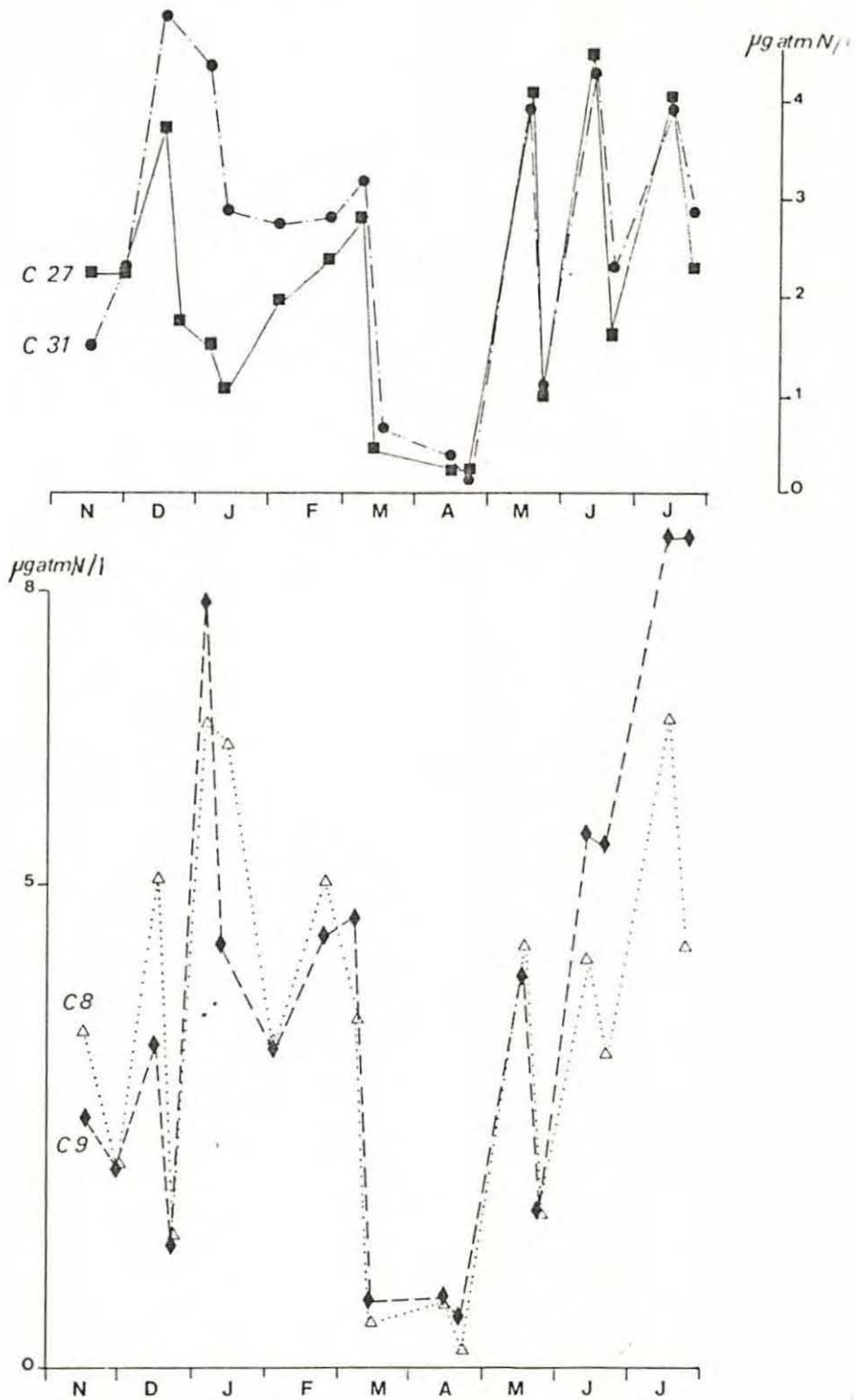


Figure 7 : Variation des teneurs en ammoniaque (N-NH_4).

Les valeurs relativement fortes du mois de décembre (30 NTU) sont résultantes des apports telluriques dus aux fortes précipitations et du vent qui provoque un brassage de l'eau.

Bien que la turbidité soit faible, la moyenne du pourcentage d'insolation enregistrée, durant la période d'expérimentation, présente un déficit de 12 % par rapport à la normale, avec un maximum de déficit de - 42 % au mois de décembre ce qui est en rapport direct avec les fortes précipitations de ce mois.

Cependant comme le fait remarquer Zanette (1980) la turbidité ne semble pas intervenir comme facteur limitant pour la photosynthèse, en effet malgré la forte turbidité de décembre, on constate qu'elle n'empêche pas la production phytoplanctonique.

Ammoniaque : Les teneurs en azote ammoniacal varient entre 2 et 3 $\mu\text{gatmN.l}^{-1}$. Les fortes valeurs sont remarquées en hiver et en été, les plus faibles au printemps avec des valeurs pratiquement nulles. Il faut noter que les pics secondaires d'été (fig. 7) correspondent aux périodes d'alimentation des vives-eaux, celles d'hiver coïncident surtout avec les crues de décembre. Les valeurs les plus faibles sont observées en fin des périodes de mortes-eaux, comme l'a fait remarquer Robert (1982). Cette chute entre deux périodes d'alimentation semble être le résultat d'une utilisation non négligeable de cet élément par le phytoplancton. D'ailleurs les valeurs que nous avons enregistrées se rapprochent de celles citées par le même auteur pour les claires de la Baie de Bourgneuf.

Contrairement à ce que Héral (1980) a pu remarquer dans le bassin de Marennes-Oléron, l'apport de N - NH_4 d'origine tellurique dans les claires pendant l'hiver est non négligeable. Par ailleurs, les fortes valeurs estivales pourraient être le résultat des apports extérieurs, liées à une minéralisation de la matière organique du fait des conditions réductrices (Delmas, 1980), mais aussi de l'excrétion des palourdes (Mann et Glomb, 1977) et des huîtres (Robert et al., 1983). Ainsi Mann (1978) remarque que l'excrétion de N - NH_4 augmente entre 16 et 18°C. Il estime que les variations sont liées à la respiration et à la formation

des gonades, son importance est fonction du poids des palourdes. Ceci pourrait expliquer les valeurs deux fois plus fortes des claires C₈ et C₉, dans lesquelles sont élevées les palourdes les plus âgées (tableau).

L'ammoniaque qui peut être rapidement utilisé par le phytoplancton présente deux maxima, l'un lié aux crues et aux apports de matières organiques qui consomment l'oxygène, comme nous l'avons déjà vu, et l'autre lié à l'élévation de la température qui pourrait être en relation étroite avec l'excrétion azotée des mollusques comme l'ont déjà signalé Héral et al. (1981) dans le bassin de Marennes-Oléron.

Seston minéral et organique : Dans l'eau des claires, le cycle des variations du seston total présente un maximum en hiver (de l'ordre de 30 mg/l) et des valeurs beaucoup plus faibles pour le reste de l'année (10 mg/l) (fig. 8). Par ailleurs on peut constater qu'à chaque alimentation en eau de mer estuarienne la charge sestonique est élevée pouvant atteindre en hiver des teneurs de 100 mg l⁻¹ due principalement à la remise en suspension du sédiment des slikkes (Héral et al., 1983).

La matière organique est faible en début d'hiver et en été, soit 16 % du seston total et atteint environ 30 % de janvier à avril dans les claires C₉, C₂₇ et C₃₁. La claire C₈ présente des pourcentages plus faibles. En moyenne, sur toute l'année, le pourcentage du seston organique varie de 20,4 % en C₈ à 29,5 % en C₂₇ avec des valeurs intermédiaires de 25,7 % en C₃₁ et 26,4 en C₉.

Si la matière organique en suspension peut être la base de la nourriture des mollusques filtreurs cependant Widdows et al. (1979) estiment que la somme des protides, glucides et lipides contenus dans la matière organique particulaire est un meilleur indice de la nourriture disponible dans l'eau utilisée pour les suspensions feeders. En effet, dans la matière organique estimée par calcination, une part non négligeable des constituants peut être sous une forme non directement assimilable par les mollusques.

B.2. Paramètres biotiques

B.2.1. Eléments particuliers

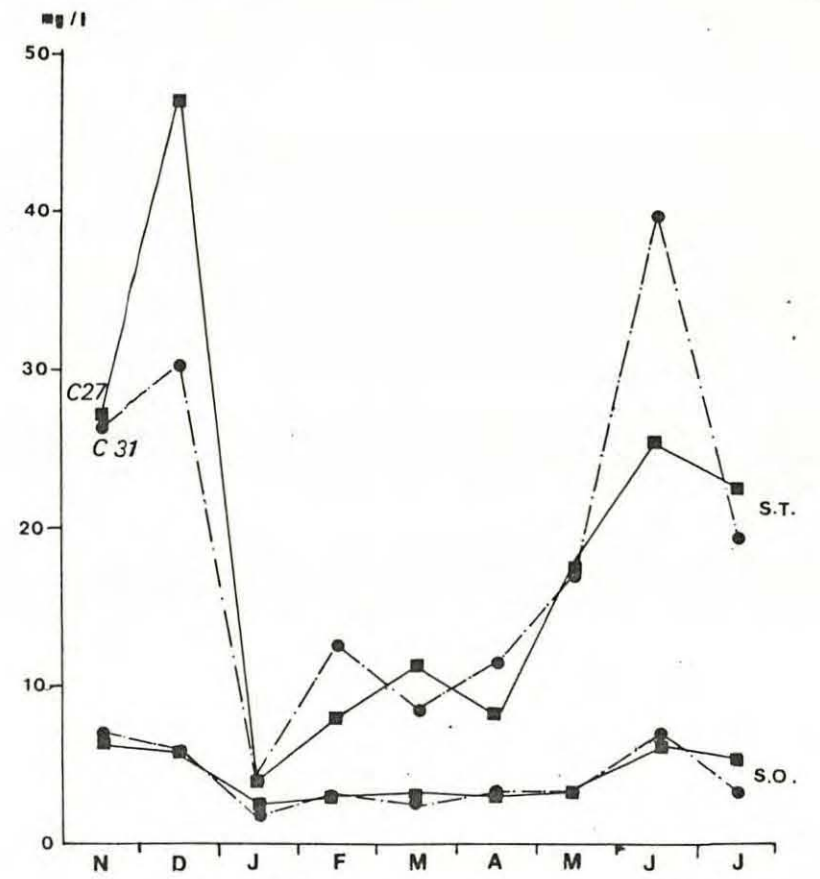
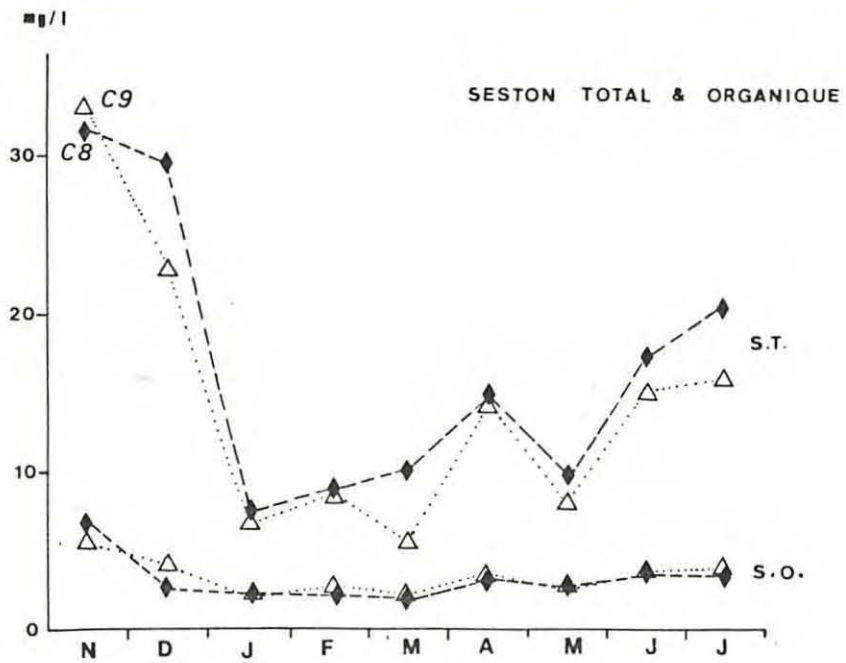


Figure 8 : Variation des teneurs en seston total (S.T.) et organique (S.O.).

. Chlorophylle a et phéopigments : L'évolution des biomasses phytoplanctoniques (fig. 9) exprimée en chlorophylle a montre deux maxima en décembre (7 à 32 $\mu\text{g}/\text{l}$) et un moins accentué en juin (6 à 9 $\mu\text{g}/\text{l}$).

Les teneurs en phéopigments présentent les mêmes évolutions que les teneurs en chlorophylle a avec cependant des concentrations nettement plus faibles. Les moyennes des phéopigments varient entre 1,2 et 2,4 $\mu\text{g}.\text{l}^{-1}$.

Le pourcentage de chlorophylle a fonctionnelle est variable dans le temps et dans l'espace avec des valeurs oscillant entre 43 et 100 %. Les valeurs minimales sont observées en novembre (43 % en C₈) février et juillet (62,2 % en C₃₁). Les valeurs maximales sont rencontrées entre mars et juin, pratiquement dans les quatre claires.

Par comparaison aux données rencontrées dans la littérature (Robert, 1982 ; Héral et al., 1982 ; Zanette, 1981) nous remarquons que la poussée phytoplanctonique printanière ne s'effectue qu'à la fin du mois de juin et reste d'une amplitude nettement plus faible que celle du bloom hivernal qui apparaît comme un phénomène inhabituel car les mois de novembre et décembre sont généralement caractérisés dans les études antérieures par des faibles valeurs en chlorophylle a. Il apparaît que les valeurs élevées de chlorophylle a en hiver et en juin pourraient être liées aux fortes précipitations précédant les blooms et par conséquent aux apports d'éléments minéraux associés aux apports telluriques, en particulier les nitrates (Héral et al., 1981).

Robert et al. (1982) ont remarqué que dans l'eau des claires de la Baie de Bourgneuf, l'azote est le premier facteur limitant l'augmentation de la biomasse des algues unicellulaires et que l'enrichissement en azote est à l'origine d'une augmentation notable de la biomasse phytoplanctonique, le phosphore étant le second facteur limitant. Dans les claires de Marennes-Oléron, Flamion (1983) trouve en enrichissant en azote minéral, une augmentation du taux de chlorophylle a d'environ 20 $\mu\text{g}.\text{l}^{-1}$, il indique que l'azote est le seul facteur limitant de la croissance phytoplanctonique, en période estivale.

Par ailleurs, il faut noter que la biomasse phytoplanctonique

13

- 25 -

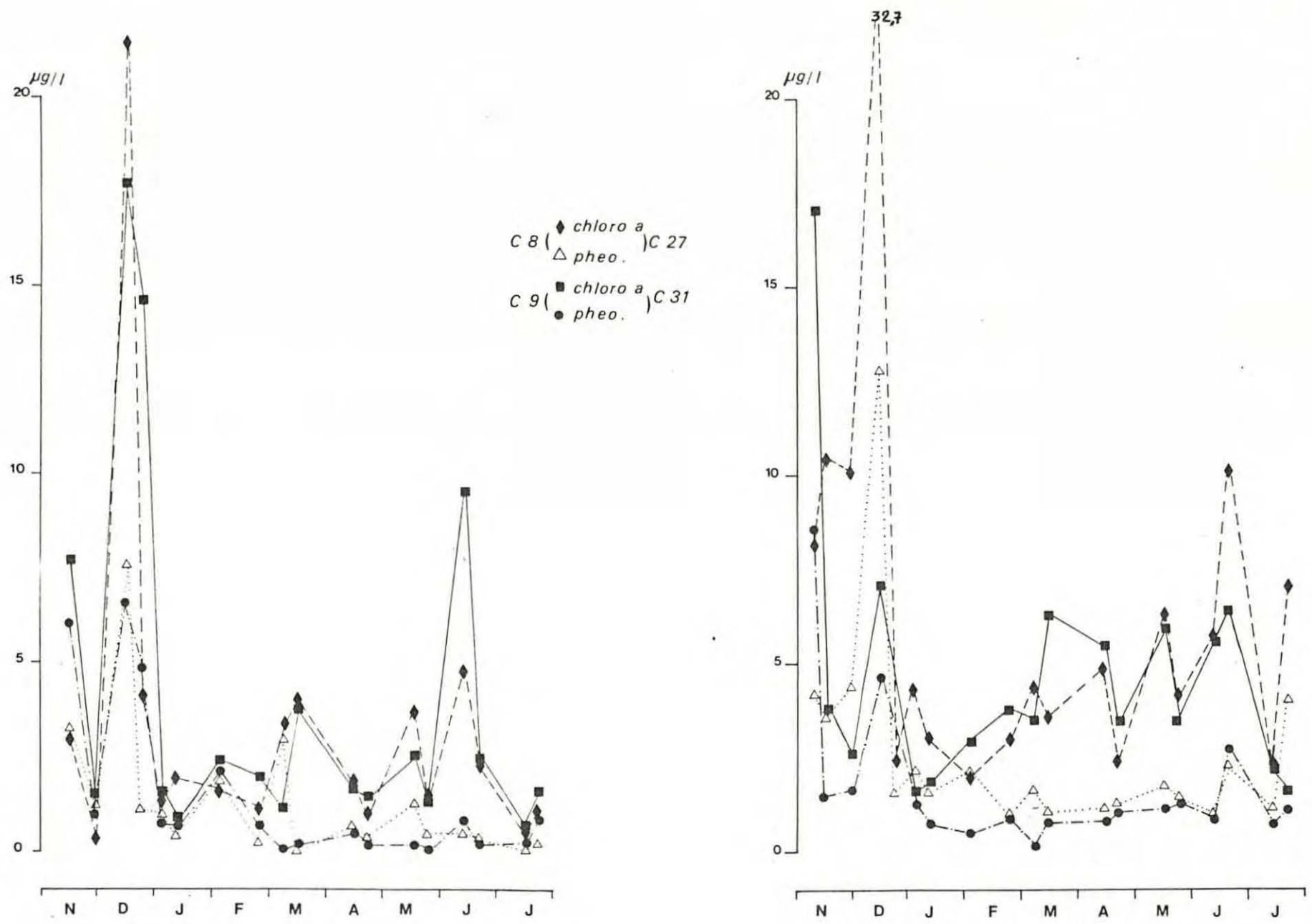


Figure 9 : Evolution de la biomasse phytoplanctonique exprimée par les teneurs en chlorophylle a et en phéopigments a.

est en moyenne plus abondante (moyenne annuelle 4,8 à 3,7 $\mu\text{g.l}^{-1}$) dans les claires élevées en jeunes palourdes de un an. Par contre avec des charges d'environ 80 palourdes de deux ans par m^2 (claires C_8 et C_9) la biomasse phytoplanctonique est atténuée (moyenne annuelle 2 $\mu\text{g.l}^{-1}$). Des valeurs faibles, de l'ordre de 1 $\mu\text{g.l}^{-1}$ ont pu être relevées notamment en juillet dans ces mêmes claires. On peut remarquer que lors des deux blooms importants, il n'apparaît pas de consommation différente selon les densités.

Ainsi il semble que lorsque la quantité de nourriture phytoplanctonique est excédentaire en période de bloom, l'influence de la densité des palourdes en élevage n'est pas mise en évidence, par contre en période de production plus faible, la consommation par les palourdes plus âgées est nettement marquée, cette dernière situation représente les 2/3 de la période étudiée.

. Teneurs en protides, lipides et glucides particuliers : La variation du taux de protides, lipides et glucides, constituants majeurs de la matière organique particulière donne une idée des fluctuations de cette dernière et par conséquent de l'évolution de la nourriture susceptible d'être utilisée par les mollusques.

Protides : Le cycle de variation des protides (fig. 10) montre des teneurs élevées en hiver et en été avec des maxima en décembre dans les quatre claires. La valeur la plus forte est de 0,77 mg/l dans la claire C_{27} . Pour le reste de l'année, les valeurs oscillent entre 0,16 et 0,4 mg.l^{-1} . Les moyennes annuelles étant 0,33 et 0,31 mg.l^{-1} en C_8 et C_9 et 0,5 mg.l^{-1} dans les claires C_{27} et C_{31} .

Glucides : Les sucres particuliers ont des valeurs très proches de celles des protides et montrent que des variations saisonnières similaires (fig. 10). Le maximum de glucides (1,14 mg.l^{-1}) est enregistré en C_{27} au mois de juillet. Les moyennes annuelles dans les différentes claires sont respectivement 0,27 mg.l^{-1} en C_8 , 0,29 en C_9 , 0,43 en C_{27} et 0,34 en C_{31} .

Lipides : Les lipides sont les composants de la matière organique les moins abondants (environ 15 %). Ils montrent après les

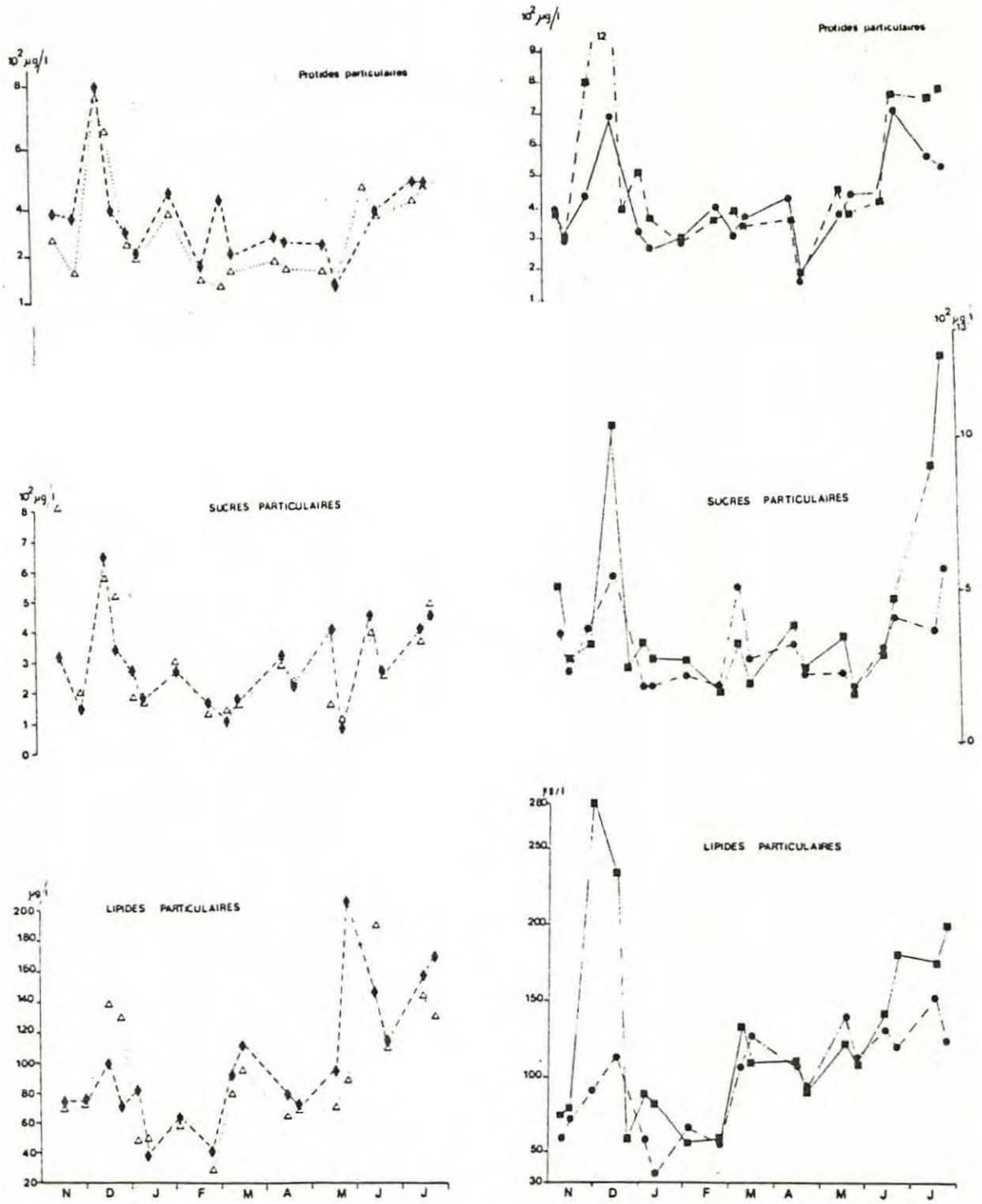


Figure 10 : Variation des teneurs en protéines, lipides et glucides particulaires de l'eau (C₈ : \blacklozenge ; C₉ : \triangle ; C₂₇ : \bullet et C₃₁ \blacksquare).

faibles valeurs de janvier - février (environ $40 \mu\text{g.l}^{-1}$) une évolution continue dans le temps et dans les différentes claires (fig. 10). Les valeurs maximales enregistrées sont au mois de juillet $171 \mu\text{g.l}^{-1}$ en C_8 en mai, $133 \mu\text{g.l}^{-1}$ en C_9 , $195 \mu\text{g.l}^{-1}$ en C_{27} et $129 \mu\text{g.l}^{-1}$ en C_{31} .

En pourcentage du seston total, la matière organique calculée par la somme lipides, protides et glucides, est faible durant les mois de novembre, décembre, avril et mai. Les valeurs les plus élevées sont enregistrées en janvier, mars et juillet. La moyenne des pourcentages varie de 2 à 7 % en C_8 et C_9 et de 3 à 19 % en C_{31} et C_{27} .

En général les protéines varient de 30 à 58 % par rapport à la matière organique totale, les glucides de 30 à 54 % et les lipides de 7 à 25 % avec une valeur maximale de 31,9 % en mai dans la claire C_8 .

Des études similaires effectuées par Héral et al. (1981) dans le bassin de Marennes-Oléron et les claires adjacentes montrent que les protéines constituent les éléments biochimiques majoritaires. Les glucides forment en moyenne 20 % et les lipides 10 %. Widdows et al. (1979), dans une étude sur les relations entre seston, nourriture disponible et activité nutritionnelle chez les moules : *Mytilus edulis* L. ont remarqué que la composition chimique en protéines, lipides, glucides varie avec les saisons. Les protéines oscillent entre 49 et 72 %, les glucides entre 23 et 39 % de la matière organique totale.

Par ailleurs si la chlorophylle a permet une estimation de la biomasse active dans la production de matière organique par photosynthèse, l'analyse biochimique donne au contraire une estimation de la masse de matière organique en suspension portée par les particules vivantes ou détritiques (Nival et al., 1971). Ainsi Parsons et al. (1961) in Nival et al. (1971) estiment que les rapports protéines/chlorophylle a et glucides/chlorophylle a varient peu d'une espèce à l'autre et qu'elles restent pour des cellules en croissance exponentielle dans la gamme de

$$23 \left\langle \frac{P}{\text{chla}} \right\rangle \left\langle 90 \quad \text{et} \quad 10 \left\langle \frac{G}{\text{chla}} \right\rangle \left\langle 57.$$

L'évolution de ces rapports (tableau 1) montre la présence de populations phytoplanctoniques en pleine croissance en décembre et mars

pour C₈ et C₉, en décembre, avril, mai et juin en C₂₇.

Les valeurs élevées de ces rapports traduisent un état de cellules sénescentes ou en voie de dégradation. Ainsi en hiver, l'apport de matière organique particulaire d'origine détritique est particulièrement important. Le bloom de fin du printemps, quoique possédant une biomasse, exprimée par les teneurs en chlorophylle (a) plus faible que celui de décembre, présente des teneurs absolues en sucres et en lipides supérieures et des teneurs relatives aussi supérieures pour les protides, ceci est à mettre en relation avec les compositions floristiques des deux blooms : diatomées en hiver et phytoflagellés en juin (Parsons et al., 1964). Les flagellés semblent donc présenter une meilleure valeur nutritive.

Mois	Claire 8		claire 9		claire 27		claire 31	
	P. chla ⁻¹	G. chla ⁻¹	P. chla ⁻¹	G. chla ⁻¹	P. chla ⁻¹	G. chla ⁻¹	P. chla ⁻¹	G. chla ⁻¹
Novembre	245,8	149,7	56,9	111,6	56,6	32,4	129,4	114,1
Décembre	48,9	40,7	43,5	34,2	48,0	39,2	98,4	81,4
Janvier	151,0	107,4	282,3	197,1	119,5	93,8	160,9	125,5
Février	223,0	153,5	113,0	90,0	120,5	80,8	104,2	61,5
Mars	49,0	35,9	66,5	60,3	91,4	71,0	68,3	82,8
Avril	210,0	186,2	137,6	168,2	69,2	91,8	65,0	59,5
Mai	86,7	87,2	92,3	72,3	82,5	47,1	95,1	47,5
Juin	131,0	108,0	98,0	72,8	74,1	47,0	103,5	56,7
Juillet	516,7	485,0	326,4	284,3	124,1	187,0	310,7	311,9

Tableau 1 : Evolution des rapports P/chla et G/chla dans les claires C₈, C₉, C₂₇ et C₃₁.

. Bactéries : L'évolution annuelle de la microflore totale est variable selon les claires. Les claires C₂₇, C₃₁ sembleraient avoir des biomasses bactériennes peu différentes avec des variations annuelles similaires : faibles valeurs en décembre et juin (autour de 10⁴ germes ml⁻¹) et des maximums entre janvier et mai (environ 10⁷ germes ml⁻¹) avec un minimum en avril (10⁶ germes ml⁻¹). Les microflores des claires C₈ et C₉

évoluent parallèlement mais avec des intensités différentes. Deux pics ont été observés en janvier et avril, jusqu'à 10^9 germes ml^{-1} en C_9 . Pour le reste de l'année, les valeurs oscillent entre 10^6 et 10^7 germes ml^{-1} . Signalons que la biomasse bactérienne est plus importante dans les claires renfermant des palourdes de deux ans.

Comme l'ont fait remarquer Héral et Prou (1980), l'étude des bactéries hétérotrophes doit être mise en parallèle avec celle de la biomasse phytoplanctonique, des substances dissoutes et des apports détritiques. Contrairement à ce qui se passe dans le bassin de Marennes-Oléron (Héral, 1980), la multiplication de la microflore totale dans l'eau des claires ne semblerait pas être liée à la remise en suspension de la matière détritique et par conséquent à la richesse du milieu en seston. Par contre nous remarquons qu'à la suite des chutes de la biomasse phytoplanctonique apparaît une élévation des teneurs des glucides dissous ou des acides aminés, parfois les deux, accompagnés d'une poussée de bactéries hétérotrophes.

D'ailleurs de nombreux auteurs ont signalé la liaison étroite entre l'évolution du phytoplancton et celle des bactéries (Bell et Mitchell, 1972 ; Daumas et Bianchi, 1972 ; Herbland, 1974 ; Berland et al., 1974). Ces derniers ont fait remarquer que la bactérioplancton assimile de préférence les acides gras et les acides aminés et beaucoup moins aisément les glucides qui sont considérés habituellement comme un substrat de choix pour la majorité des micro-organismes. De même Herbland (1974) en utilisant des acides aminés à la place du glucose a obtenu un rendement supérieur, il a remarqué que la poussée bactérienne semble suivre de près la quantité de nourriture disponible.

Les biomasses bactériennes suivent donc les blooms phytoplanctoniques et peuvent représenter une nourriture d'appoint chez les mollusques en particulier pour les jeunes stades comme a pu le démontrer Prieur (1981).

B.2.2. Eléments dissous :

Comme l'a fait remarqué Wagner (1969), la première difficulté

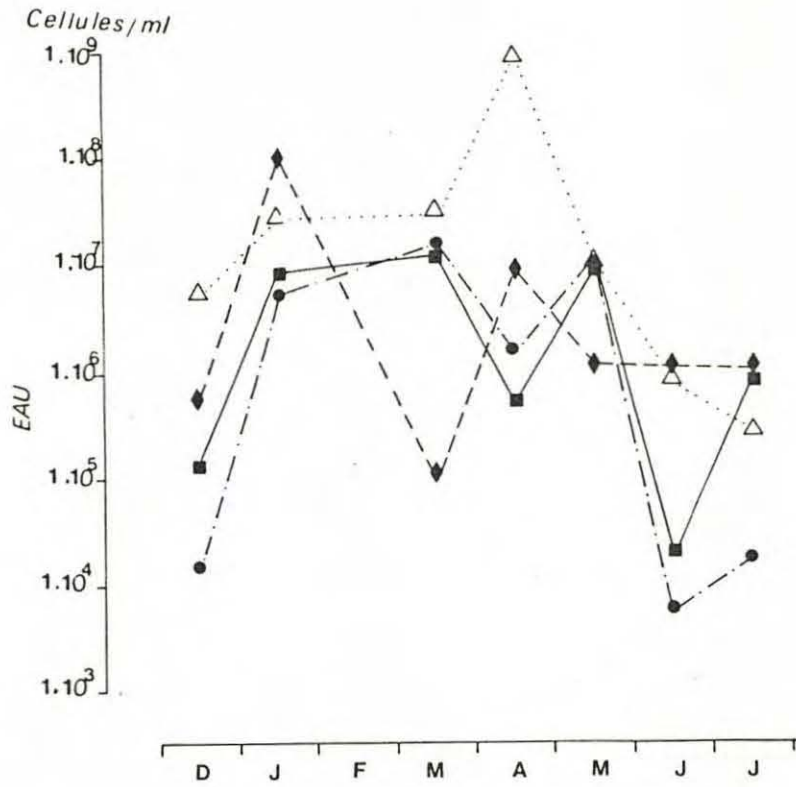


Figure 11 : Evolution des teneurs en bactéries hétérotrophes dans l'eau. (C₈ : ◆ ; C₉ : △ ; C₂₇ : ● et C₃₁ : ■).

dans l'analyse des substances organiques dissoutes (MOD) est de définir ce qui est un élément dissous. Jusqu'à présent la méthode arbitraire qui est utilisée pour séparer la M.O.D. de la matière particulaire est la séparation sur des filtres de 0,45 μm de porosité. Certains chercheurs utilisent des filtres de 0,22 μm . D'autres se penchent sur des méthodes de centrifugation ou de décantation des échantillons. Le même auteur signale qu'aucune réponse n'a été encore donnée à la question de différencier les limites entre matière en suspension et matière dissoute.

Pour notre part, nous avons considéré que les éléments dissous sont ceux contenus dans l'eau préalablement filtrée par les filtres Wathman GFC de 0,45 μm de porosité.

. Les acides aminés libres (fig. 12)

De novembre jusqu'au mois d'avril, le taux de variations des acides aminés libres est pratiquement nul. Les valeurs évoluent entre 1,1 et 2,1 μ mole d'équivalent en glycine par litre avec un léger pic en décembre (3,2 mole équivalent en glycine par litre). Des valeurs beaucoup plus élevées ont été enregistrées à partir de mai avec un maximum en juin de 12,5 μ mole équivalent en glycine par litre en C_9 .

. Les glucides dissous (fig. 12)

Le cycle de variations des glucides dissous présente deux maxima l'un en hiver, décembre - janvier (3 à 9 mg.l^{-1}) et l'autre en été au mois de juillet avec des valeurs comprises entre 6 et 9 mg/l d'équivalent en glucose. Durant la période printanière les valeurs oscillent autour de 2 à 3 mg.l^{-1} .

L'évolution des glucides dissous suit de près celle des pigments chlorophylliens et par conséquent du phytoplancton, les courbes correspondantes présentent la même évolution. D'ailleurs, Guillard (1958) constate que le taux maximum de glucides (carbohydrate) apparaît pendant la phase de croissance exponentielle des algues microscopiques. Les valeurs restent par la suite plus ou moins stables puis décroissent quand la croissance des algues devient stationnaire. Hammer et al. (1981) ont observé les mêmes variations au niveau des acides aminés libres, dans des cultures d'algues du genre *Thalassiosira rotula*.

Ainsi les claires semblent être des milieux très riches en matière organique dissoute par comparaison avec les eaux de large, ce qui prouve l'existence d'une forte activité biologique. C'est un milieu où les substances dissoutes sont consommées et produites par les différents maillons de la chaîne trophique. Toutefois, il apparaît que les bivalves assimilent les substances dissoutes. En effet depuis que Pütter (1909) a affirmé que les invertébrés marins absorbent directement de la matière organique dissoute, par une sorte d'osmose, plusieurs travaux ont été faits dans ce sens. Nous avons signalé en introduction que Ranson (1927) a montré que le verdissement des huîtres est dû à une absorption directe par les branchies des pigments dissous "marennine" provenant de la diatomée : *Navicula ostrearia*. Péquignat (1973) en utilisant des substances marquées, a prouvé de façon concrète la pénétration d'acides aminés et du glucose, en particulier au niveau du manteau, du pied et des branchies de la moule. Amouroux (1982) constate que le bivalve : *Venus verrucosa* (L.) consomme et assimile 60 % des hydrolysats bactériens contre seulement 20 % de ceux des algues. Il estime que la matière dissoute bactérienne est soit plus facile à métaboliser, soit plus appréciée par les bivalves. Enfin comme l'a fait remarqué Feuillet et al. (1979) les observations empiriques des ostréiculteurs montrent que le "douçain" est responsable de bonnes croissances chez les huîtres, fait qui pourrait être imputé aux apports minéraux et organiques.

B.2.3. Vase : interface eau-sédiment

. Chlorophylle a et phéopigment a :

L'évolution des teneurs pigmentaires au niveau du premier centimètre superficiel du sédiment, montre des faibles valeurs en hiver et en été, aussi bien au niveau des teneurs en chlorophylle a que des phéopigments. Dans les claires C₈, C₉ et C₃₁, les teneurs maximales, avec respectivement 97, 95 et 149 mg/m² de chlorophylle a sont enregistrées au printemps alors qu'en C₂₇ la valeur maximale de 104 mg/m² est apparue en janvier.

Les moyennes annuelles de chlorophylle a et de phéopigments sont respectivement de 71,8 et 103,5 mg/m² en C₈ ; 50,3 et 93,7 mg/m²

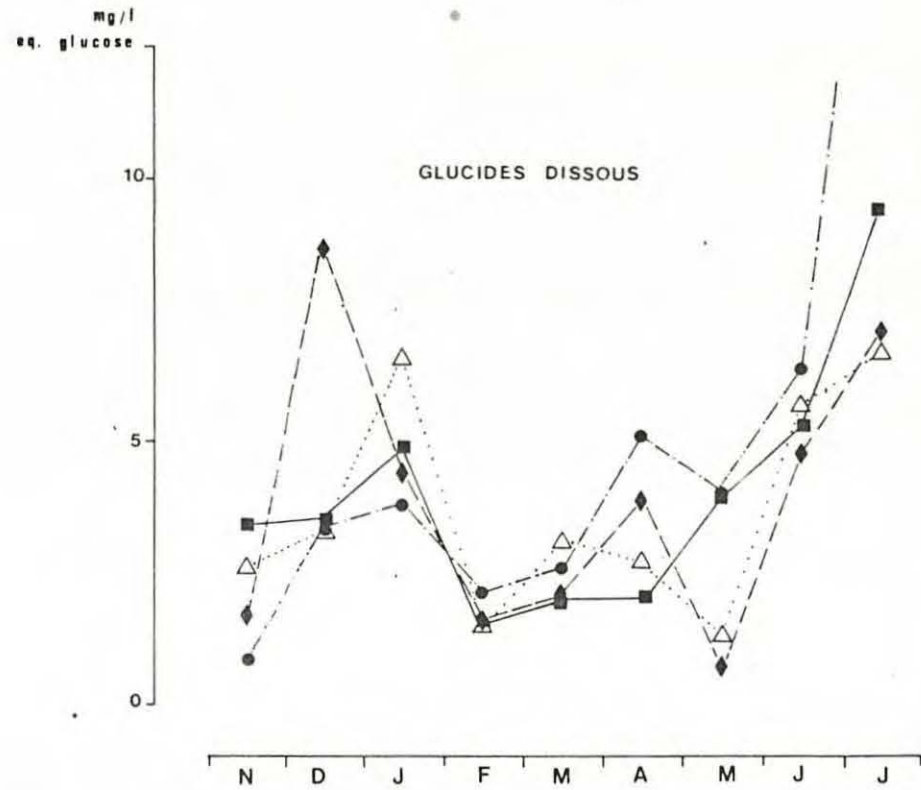
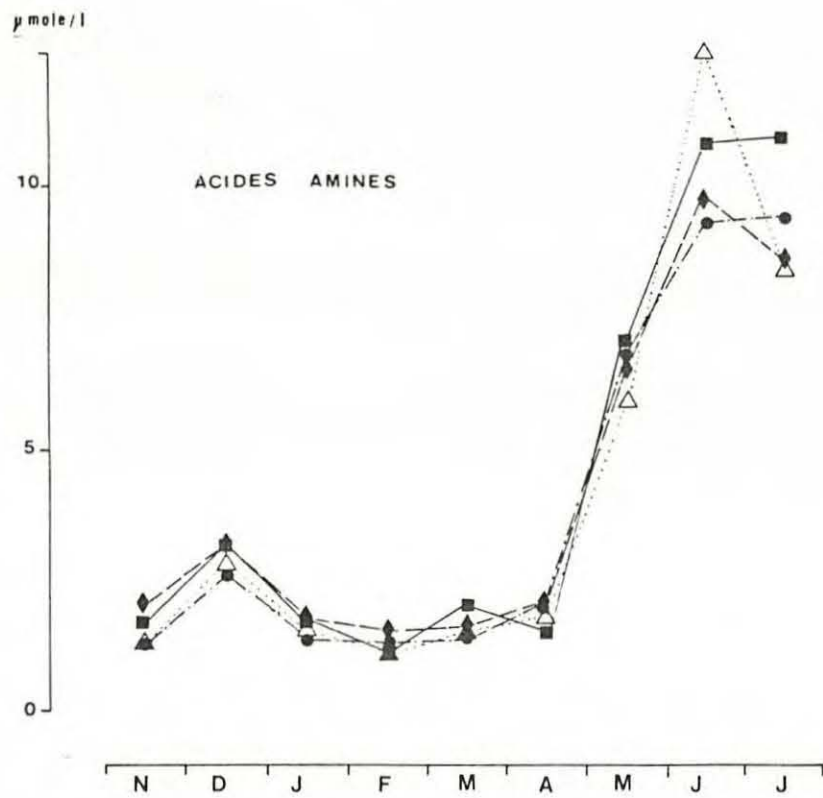
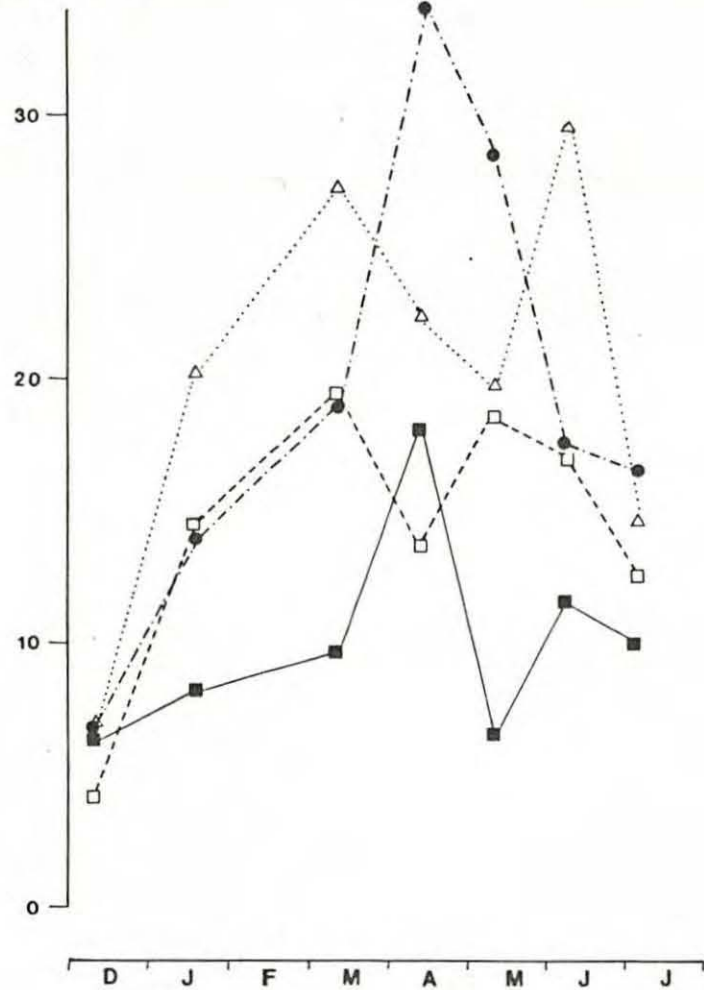


Figure 12 : Evolution des teneurs en acides aminés libres et glucides dissous (C₈ : ◆ ; C₉ : △ ; C₂₇ ● et C₃₁ : ■).

mg/g poids sec



□ chloro. a
C 8 () C 27
△ pheo.
■ chloro. a
C 9 () C 31
● pheo.

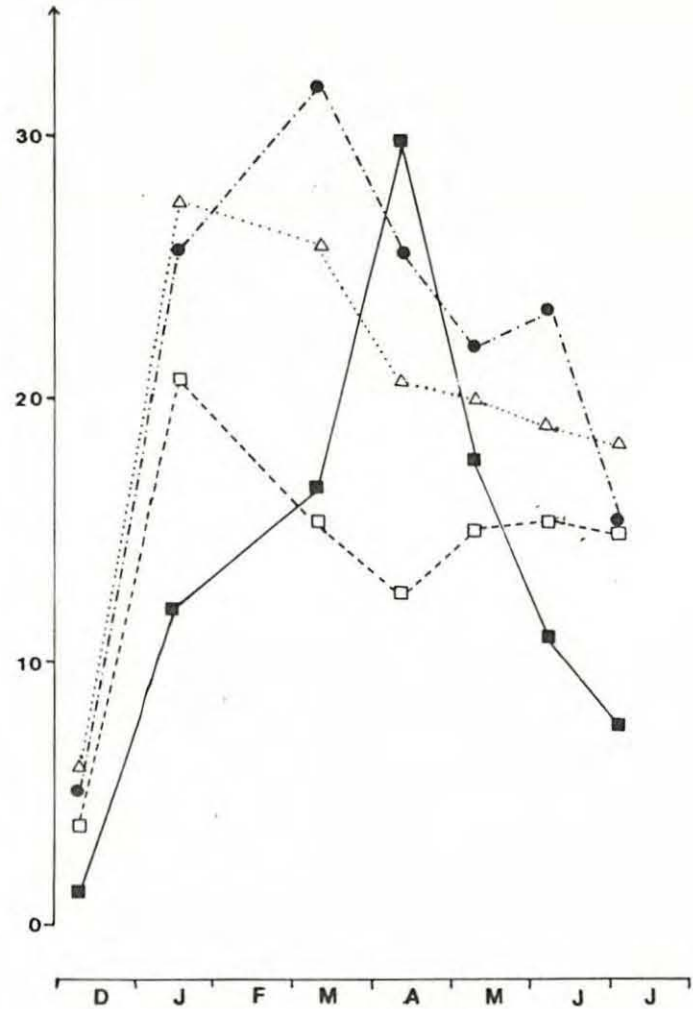


Figure 13 : Estimation des teneurs en chlorophylle a et en phéopigments dans la vase.

en C₉ ; 71,4 et 98,9 mg/m² en C₂₇ et 65,8 et 106,6 mg/m² en C₃₁. La claire C₉ présente donc une biomasse phytobenthique moindre que les trois autres. Exprimée en pourcentage de chlorophylle a fonctionnelle, les claires C₈ et C₂₇ paraissent plus riches en chlorophylle a active (40,9 % en C₈, 41,1 % en C₂₇ contre 34,9 % en C₉ et 38,2 % en C₃₁).

Au niveau du sédiment, le pourcentage de chlorophylle a active ou fonctionnelle semble ne pas varier dans le temps. La comparaison de ces résultats avec ceux de Zanette (1980), Robert (1982) sur des claires similaires montre des valeurs plus faibles que celles de ces deux auteurs, mais plus proches de celles de Zanette qui estime la biomasse phytobenthique à 100 mg/m² avec un pourcentage de chlorophylle a active de 46 %. Robert (1982) caractérise deux périodes, une en automne, hiver et printemps où les valeurs oscillent autour de 200 mg/m² chlorophylle a et l'autre en fin de printemps et en été avec des valeurs de chlorophylle a de l'ordre de 10 - 50 mg/m².

	Claire C ₈	Claire C ₉	Claire C ₂₇	Claire C ₃₁
quantité de chl (a) dans l'eau en (g)	1,0	1,4	1,6	1,0
quantité de chl (a) dans la vase en (g)	41,3	30,8	42,8	39,5
quantité de chla vase	41,0	22,0	27,0	40,0
quantité de chla eau				

Tableau 2 : Biomasse totale moyenne exprimée en chlorophylle a, au niveau de l'eau et de la vase dans les différentes claires.

Les rapports biomasse phytoplanctonique sur biomasse phyto-

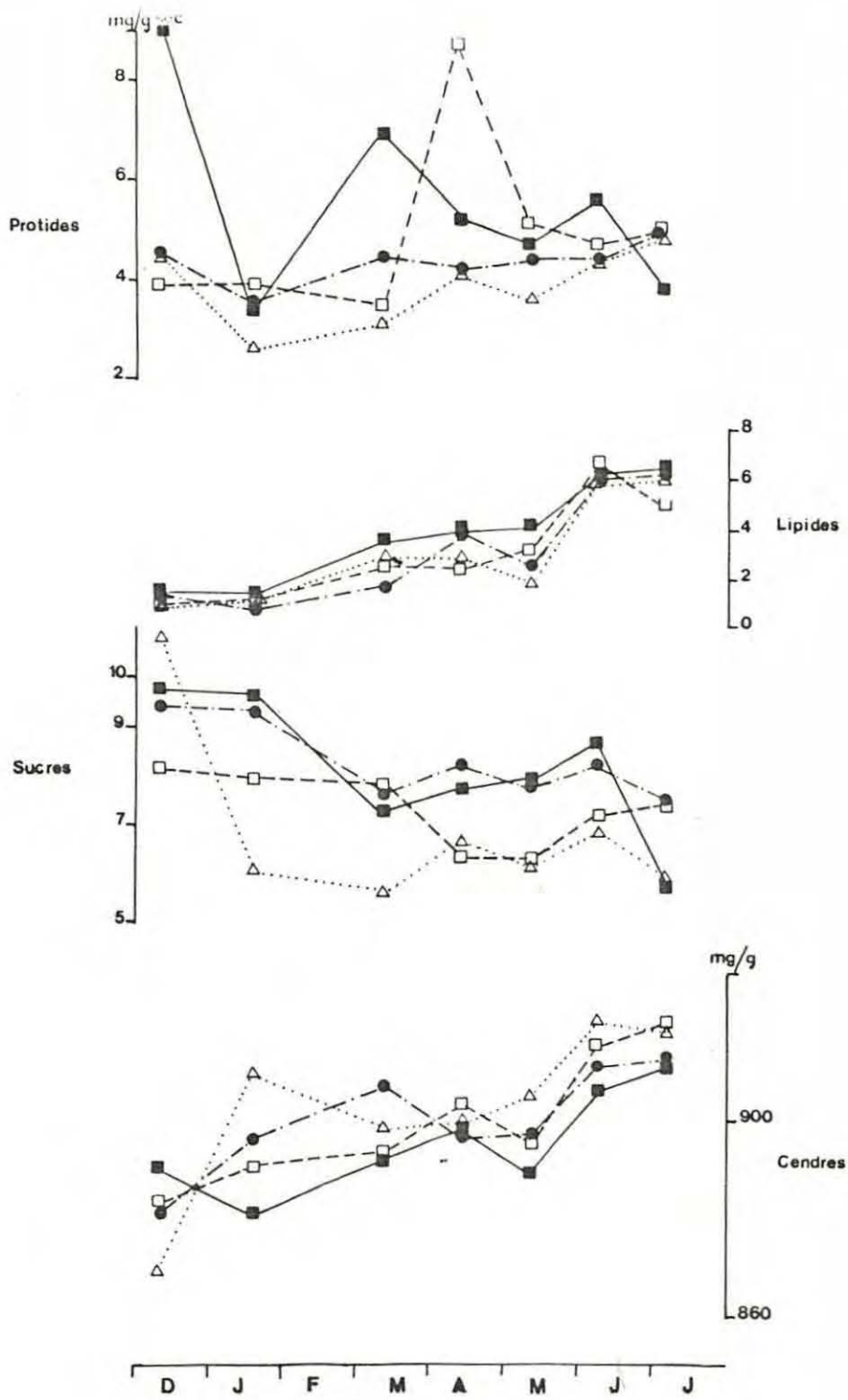


Figure 14 : Variation de la composition biochimique de la vase :
 protides, lipides, glucides et cendres (C₈ : □ ;
 C₉ : △ ; C₂₇ : ● et C₃₁ : ■)

benthique des claires C₉ et C₂₇ sont comparables à ceux signalés par Zanette (1982), soit 25, dans des claires similaires. Notons enfin, que contrairement à ce que nous pourrions attendre, les claires semées à forte densité en palourdes de 1 et 2 ans ont les biomasses les plus élevées et des pourcentages en chlorophylle active les plus forts.

. Matières organiques particulières du sédiment

La matière organique estimée par crémation de la couche superficielle du sédiment varie peu dans le temps avec des valeurs plus fortes, de l'ordre de 120 mg.g⁻¹ en hiver et des valeurs relativement faibles en été oscillant autour de 85 mg.g⁻¹.

- Protéines : Le cycle de variation des protéines semble être faible. Les valeurs enregistrées tout au long de l'expérimentation dans les quatre claires oscillent autour de 4 à 5 mg.g⁻¹ de sédiment sec. Seules les claires C₃₁ et C₈ montrent des pics, le premier en décembre et mars avec des valeurs de 10,7 et 7 mg.g⁻¹ (53,6 g/m² et 34,4 g/m²) et le deuxième en avril pour une valeur de 7,8 mg.g⁻¹ (soit 43,6 g/m²) (fig. 14). Les protéines représentent en moyenne 27 à 30 % de la matière organique du sédiment. Seul dans la claire C₃₁ nous avons remarqué que les protéines forment 41 % du total de la matière organique pendant décembre et janvier.

- Les lipides : Le taux des lipides évolue régulièrement dans le temps avec des valeurs très proches dans les quatre claires. Les valeurs les plus faibles, de l'ordre de 1 mg.g⁻¹ (soit 5 mg.m⁻²) sont enregistrées en novembre et décembre, les plus fortes en juillet et oscillent autour de 6 mg.g⁻¹ soit 30 g.m⁻².

- Les glucides : Le cycle de variations des sucres présente deux phases avec des taux élevés oscillant entre 9 et 10 mg.g⁻¹ soit 45 - 50 g.m⁻² et une phase qui débute en mars jusqu'à la fin de l'expérimentation en juillet et qui est caractérisée par une chute des glucides (fig. 14). Durant cette période les valeurs oscillent entre 6 et 8 mg.g⁻¹ soit 28 à 40 g.m⁻².

L'absence de travaux antérieurs dans les claires ostréicoles sur la biochimie de la vase ne nous permet pas de faire des compa-

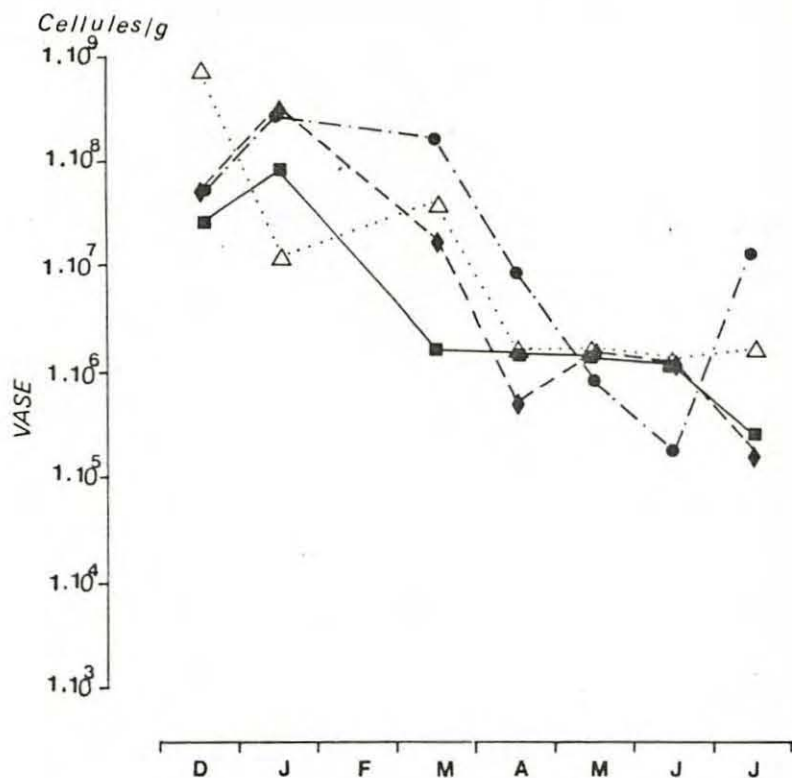


Figure 15 : Evolution du nombre des bactéries hétérotrophes du sédiment (C₈ : ◆ ; C₉ : △ ; C₂₇ : ● et C₃₁ : ■).

raisons. Toutefois nous pouvons faire les remarques suivantes :

. Les glucides constituent l'élément majeur de la matière organique du sédiment. En hiver ils représentent 65 % de la matière organique contre 40 à 45 % en été. Alors qu'au niveau de l'eau, les protéines sont majoritaires. Dans les claires, seule la claire C₃₁ présente des valeurs relativement faibles autour de 52 % en hiver.

. Les lipides faibles en hiver (6,2 %) atteignent un maximum en été de l'ordre de 30 %

En valeur absolue, la moyenne annuelle des quantités de matières organiques, estimée par la somme des protéines, lipides et glucides est de 73 g.m⁻² en C₈ ; 64 g.m⁻² en C₉ ; 75 g.m⁻² en C₂₇ et 84 g.m⁻² en C₃₁. Les claires semées avec des palourdes de deux ans renferment donc les quantités les plus faibles en matière organique. Il semble que la quantité de matière organique du sédiment soit partiellement liée à la charge des claires en mollusques, constatation qui pourrait être confirmée par une évaluation de la charge des claires exprimée en énergie susceptible d'être utilisée par les mollusques.

. Les bactéries : L'évolution des teneurs en germes totaux hétérotrophes est pratiquement semblable dans les quatre claires. Elle montre deux périodes bien marquées, une avec des valeurs fortes en hiver, dépassant 10⁷ germes par gramme de sédiment frais et une période d'avril à juillet avec des teneurs relativement faibles oscillant autour de 10⁶ germes g⁻¹.

La prolifération des bactéries en hiver semble être liée à l'abondance de la matière organique produite par des cellules du phytoplancton en pleine croissance lors de la crue et par la lyse des cellules sénescents. De plus, ce développement est attesté par la forte consommation d'oxygène et la production d'ammoniaque révélateur de phénomènes de reminéralisation. En été avec une production de matière organique et un taux d'oxygène dissous les plus faibles de l'année ce sont les phénomènes inverses qui se produisent. Bell et Mitchell (1972) in Herbland (1974) ont montré que la croissance des bactéries dans des cultures des algues est d'autant plus rapide que l'âge des cultures aug-

mente et que la lyse des cellules algales est évidente. D'autre part, Meyer-Reil et al. (1978 et 1980) observent une corrélation entre le nombre de cellules et le taux d'utilisation du glucose surtout au niveau de la couche d'eau qui se trouve à l'interface eau-sédiment. Par contre ils n'ont observé aucune relation entre la température et la salinité d'une part et l'activité bactérienne d'autre part. Ainsi la présence dans les claires d'une quantité élevée de glucides aussi bien au niveau du sédiment que dans l'eau pourrait être un élément favorable à la prolifération bactérienne. Pourtant, il faut noter que quelques auteurs estiment que certaines algues phytoplanctoniques pourraient libérer des substances dissoutes qui inhibent la croissance des bactéries (Aubert et al., 1978). Cependant Berland et al. (1974) estiment que les quantités excrétées sont faibles pour pouvoir agir dans le milieu naturel.

C. Conclusion

Les claires forment un écosystème particulier, lié d'une part aux conditions climatiques, surtout la température et la pluviométrie et d'autre part aux conditions propres du milieu et plus particulièrement au rythme d'alimentation en eau, à la nature du sédiment et à la charge de ces claires en mollusques.

La température agit indirectement sur la multiplication des peuplements phytoplanctoniques et phytobenthiques, les baisses de température provoquent un ralentissement et même un blocage du taux de pompage et par conséquent de filtration des palourdes ce qui entraîne une non utilisation de nourriture. Ainsi Lucas (1978) signale que la croissance de jeunes palourdes est bonne à des températures voisines de 8°C quand la nourriture est abondante dans le milieu. Par contre, pour des températures plus basses l'activité de pompage est réduite. Au contraire, les fortes valeurs estivales induisent des multiplications rapides des cellules mais aussi de fortes utilisations de ces dernières par les mollusques.

Les fortes crues exceptionnelles de l'hiver ont provoqué des baisses de salinité voisines des limites léthales inférieures des palourdes aussi bien juvéniles qu'adultes. Il semble qu'à un certain seuil de

dessalure les palourdes se limitent au taux minimum d'activité cessant toute ouverture des valves, en effet à une salinité de 10 ‰ de l'eau de la claire C₈, l'eau intervalvaire des palourdes était de 12 ‰. Par ailleurs les variations de la salinité de l'eau se retentissent sur la composition du peuplement phytoplanctonique et phytobenthique pouvant induire en décembre des blooms très abondants (Rince, 1978).

L'évolution de pH est fortement liée à l'activité photosynthétique dans le milieu. Il évolue donc inversement au CO₂ dissous dans l'eau. Les apports de matière organique d'origine tellurique en hiver provoquent des chutes des taux d'oxygène dissous suivies d'une augmentation d'ammoniaque. Les mêmes phénomènes sont observés en fin de printemps et sont liés d'une part à la physiologie des palourdes (excrétion azotée) directement dépendante de la température et d'autre part aux faibles taux de renouvellement en eau des bassins.

Par ailleurs, lors des poussées de phytoplancton l'influence des densités de palourdes n'est pas mise en évidence alors qu'en période de faible biomasse phytoplanctonique qui représente les 2/3 du temps de la période étudiée, la consommation par les palourdes est bien marquée surtout au niveau des claires chargées en palourdes âgées.

Si l'on exclut le mois de décembre, où la poussée phytoplanctonique est assez importante, par rapport à la microflore phytobenthique du sédiment, pouvant résulter d'une mise en suspension d'une part importante de microphytobenthos, l'évolution des deux biomasses est parallèle, mais la biomasse phytobenthique est en moyenne de 22 à 41 fois plus abondante que la biomasse de la colonne d'eau.

Du point de vue qualitative, sur toute l'année, nous constatons la présence surtout des diatomées par contre les dinoflagellés sont rarement rencontrés. En fin de printemps, en plus des diatomées, le bloom est surtout marqué par la présence de phytoflagellés de la famille de coccolithophoridae. La diatomée *Navicula ostrearia* a été observée surtout en novembre où elle a provoqué la coloration partielle verdâtre des branchies des palourdes.

Enfin, comme nous l'avons déjà remarqué, la richesse des claires

en bactéries et en éléments dissous, en particulier en acides aminés libres et en glucides, constitue une part assez importante de nourriture susceptible d'être consommée par les mollusques.

En conclusion, il nous faut retenir qu'excepté en hiver, période où la nutrition des palourdes est très ralentie, il est constaté que la biomasse la plus élevée en palourdes induit une baisse des biomasses phytoplanctoniques deux fois moindre mais ne semble pas affecter les biomasses phytobenthiques. En ce qui concerne les substances dissoutes et les bactéries, il n'apparaît pas de différences significatives entre les diverses claires suivies.

C ₂₇	T°	S ‰	O ₂ l/m ³	pH	NTU	NH ₄ mgatN/m ³	Ac. A. m Mole/m ³	Glu. dissous g/m ³	ST g/m ³	SM g/m ³	SO g/m ³	chlo a mg/m ³	phéo a mg/m ³	Prot. mg/m ³	Lip. mg/m ³	Glu. mg/m ³	Bact. 10 ¹²
	Novembre	7,7	25,3	5,0	8,1	6,7	2,2	1,7	3,4	28,1	22,0	6,1	10,2	4,05	577,7	193,8	331,2
Décembre	6,1	10,2	7,0	8,3	15,3	2,6	3,2	3,5	47,6	41,7	5,9	16,0	6,6	769,0	133,4	627,3	0,015
Janvier	5,5	17,1	9,0	8,9	3,7	1,2	1,7	4,9	4,1	1,6	2,5	3,3	1,8	394,5	84,6	309,6	7,5
Février	8,6	22,7	6,7	8,4	2,1	2,2	1,1	1,5	8,0	5,1	2,9	2,7	1,4	325,5	57,9	218,3	15
Mars	9,0	23,8	6,8	8,4	3,8	1,6	2,0	2,0	11,1	7,9	3,2	3,9	1,4	356,6	120,3	277,2	20
Avril	10,0	20,7	6,0	8,2	4,6	0,2	1,5	2,0	8,3	5,2	3,1	3,5	1,3	242,2	100,4	321,3	2
Mai	14,5	22,9	3,9	8,1	9,9	1,9	7,1	3,9	17,6	14,1	3,4	4,8	0,0	396,3	114,2	226,5	11
Juin	20,1	28,0	3,5	8,3	12,6	2,1	10,8	5,3	25,2	18,9	6,3	9,2	2,0	681,8	172,9	432,5	0,007
Juillet	28,0	33,3	4,7	8,3	10,7	2,6	10,9	9,4	22,6	17,2	5,4	6,1	3,5	757,4	195,2	1141,0	0,02

C ₃₁	T°	S ‰	O ₂ l/m ³	pH	NTU	NH ₄ mgatN/m ³	Ac. A. m Mole/m ³	Glu. dissous g/m ³	ST g/m ³	SM g/m ³	SO g/m ³	chlo a mg/m ³	phéo a mg/m ³	Prot. mg/m ³	Lip. mg/m ³	Glu. mg/m ³	Bact. 10 ¹²
	Novembre	7,8	25,6	2,8	8,1	8,4	1,9	1,3	0,9	26,3	19,5	6,8	3,0	1,6	388,4	82,8	342,3
Décembre	6,1	10,3	6,6	8,2	14,7	3,1	2,6	3,4	30,4	24,5	5,9	7,0	4,6	688,9	114,6	569,8	0,15
Janvier	5,5	17,7	8,1	8,5	2,4	3,2	1,4	3,8	4,1	2,2	1,9	1,7	0,9	273,6	39,9	213,4	9,5
Février	8,6	21,8	6,3	8,3	3,6	2,8	1,3	2,1	11,0	7,8	3,2	3,5	0,7	364,7	59,9	215,4	15
Mars	9,1	24,3	7,2	8,4	4,3	1,9	1,4	2,6	8,6	6,0	2,6	4,9	0,5	334,8	118,4	405,9	11
Avril	10,0	20,5	6,1	8,2	6,2	0,2	2,1	5,1	11,6	8,3	3,2	4,2	1,1	273,3	99,5	250,1	0,75
Mai	14,4	22,9	3,9	8,1	9,3	2,0	6,8	4,1	17,3	13,9	3,3	4,3	1,2	409,2	122,2	204,5	11
Juin	20,2	29,3	3,5	8,4	19,4	2,6	9,3	6,4	39,7	32,5	7,1	6,3	2,4	652,6	122,4	357,6	0,03
Juillet	27,8	34,4	5,1	8,4	10,2	3,0	9,4	19,0	19,5	16,3	3,2	1,7	1,0	528,3	129,5	530,2	0,95

Tableau 3 : Variation mensuelle des facteurs abiotiques et biotiques de l'eau des claires C₂₇ et C₃₁.

C ₈	T°	S ‰	O ₂ l/m ³	pH	NTU	NH ₄ mgatN/m ³	Ac. A. m Mole/m ³	Glu. dissous g/m ³	ST ₃ g/m ³	SM ₃ g/m ³	SO ₃ g/m ³	chlo a mg/m ³	phéo a mg/m ³	Prot. mg/m ³	Lip. mg/m ³	Glu. mg/m ³	Bact. 10 ⁶
	Novembre	7,9	22,7	4,6	7,9	7,4	2,3	2,0	1,7	31,6	24,7	6,8	1,5	2,0	368,8	74,0	224,6
Décembre	6,1	12,5	6,9	8,3	16,5	2,1	3,2	8,7	29,3	26,6	2,7	11,9	4,0	582,4	86,2	484,5	0,75
Janvier	5,5	16,4	7,7	8,5	2,2	5,2	1,8	4,4	7,4	5,1	2,3	1,8	0,6	272,0	48,9	193,4	150
Février	8,7	21,1	6,6	8,2	2,7	4,0	1,5	1,6	7,8	5,7	2,1	1,3	0,8	290,5	50,8	199,6	2
Mars	9,1	21,8	7,5	8,3	3,9	2,6	1,6	2,1	10,0	8,1	1,9	3,7	1,9	182,2	102,8	132,8	1,5
Avril	9,9	18,4	6,3	8,1	7,6	0,6	2,1	3,9	14,7	11,6	3,1	1,4	0,5	294,1	74,4	260,8	95
Mai	14,5	20,9	4,4	8,2	4,7	2,4	6,5	0,7	9,8	7,7	2,2	2,1	0,7	182,2	171,5	183,1	2
Juin	20,2	28,0	3,1	8,1	7,9	4,5	9,8	4,8	17,3	14,0	3,3	2,7	0,3	354,0	120,6	291,6	1,5
Juillet	28,0	32,5	4,3	8,2	9,7	4,4	8,6	7,1	20,6	17,5	3,1	0,9	0,2	465,1	148,5	463,5	1,5

C ₉	T°	S ‰	O ₂ l/m ³	pH	NTU	NH ₄ mgatN/m ³	Ac. A. m Mole/m ³	Glu. dissous g/m ³	ST ₃ g/m ³	SM ₃ g/m ³	SO ₃ g/m ³	chlo a mg/m ³	phéo a mg/m ³	Prot. mg/m ³	Lip. mg/m ³	Glu. mg/m ³	Bact. 10 ¹²
	Novembre	7,9	24,8	4,9	8,1	7,4	2,7	1,3	2,6	33,0	27,4	5,6	4,2	3,2	239,0	71,1	468,9
Décembre	6,1	12,0	7,0	8,2	12,3	3,0	2,8	3,3	22,8	18,7	4,1	16,0	5,6	696,1	134,6	547,7	7,5
Janvier	5,5	16,4	7,3	8,3	2,8	6,5	1,5	6,6	6,6	4,5	2,1	0,9	0,7	254,1	48,7	177,4	45
Février	8,7	21,0	6,3	8,2	2,7	4,4	1,1	1,5	8,7	6,0	2,7	2,1	1,2	237,5	39,3	189,1	45
Mars	9,1	22,0	5,3	8,3	2,4	2,0	1,5	3,1	5,6	3,4	2,2	2,5	0,0	166,3	88,7	150,9	45
Avril	9,9	18,5	6,5	8,1	8,0	0,4	1,8	2,7	14,5	11,0	3,5	1,5	0,3	206,5	67,4	252,3	95
Mai	14,4	21,7	4,6	8,2	3,5	2,5	5,9	1,3	7,8	5,4	2,4	1,7	0,1	157,0	82,8	123,0	11
Juin	20,2	28,2	3,3	8,1	9,0	3,4	12,5	5,7	15,0	11,5	3,5	3,8	0,3	372,6	126,2	276,6	0,95
Juillet	28,0	32,9	4,4	8,2	7,7	4,8	8,4	6,7	15,8	12,2	3,6	1,4	0,8	457,2	133,7	398,1	0,45

Tableau 4 : Evolution des facteurs abiotiques et biotiques de l'eau des claires C₈ et C₉.

C_8

chlo g/m ²	phéo g/m ²	Prot. g/m ²	Lip. g/m ²	Glu. g/m ²	Cendres Kg/m ²	Bact. 10 ¹⁰
65,7	118,2	17,3	5,8	41,3	4,40	5,7
20,9	32,3	18,5	4,3	40,7	4,41	48,0
72,6	101,3	18,6	5,3	39,6	4,45	350
80,4	111,5	16,1	7,8	37,4	4,52	10,5
97,2	135,6	17,2	12,3	33,9	4,46	24,0
68,6	111,8	43,6	12,0	31,3	4,51	0,48
93,8	99,1	25,8	15,7	31,5	4,47	1,4
85,2	148,2	23,8	33,5	36,0	4,57	0,8
63,1	73,6	24,9	24,5	37,0	4,59	0,14

C_9

chlo g/m ²	phéo g/m ²	Prot. g/m ²	Lip. g/m ²	Glu. g/m ²	Cendres kg/m ²	Bact. 10 ¹⁰
38,7	80,1	10,4	3,3	24,2	4,48	68
31,7	32,7	22,5	5,4	54,9	4,34	640
40,8	72,4	13,3	3,9	30,3	4,54	80
53,2	87,1	15,1	8,6	29,5	4,53	58
48,05	95,05	15,6	14,1	27,9	4,49	48
94,9	166,5	20,8	14,8	33,7	4,49	1,4
32,7	142,5	18,1	9,2	30,2	4,52	1,4
58,1	83,9	22,0	30,0	33,05	4,60	0,8
55,0	83,2	24,0	31,0	28,5	4,59	1,4

C_{27}

chlo g/m ²	phéo g/m ²	Prot. g/m ²	Lip. g/m ²	Glu. g/m ²	Cendres Kg/m ²	Bact. 10 ¹⁰
69,7	105,8	18,2	5,5	35,8	4,51	54
19,2	29,8	22,6	8,0	46,9	4,40	48
104,0	138,6	17,7	4,6	46,6	4,48	350
82,0	121,7	13,5	6,2	35,4	4,47	86
76,8	134,5	22,6	8,9	38,6	4,53	140
63,2	103,7	21,3	19,0	41,2	4,48	6,4
75,4	99,6	22,3	12,7	38,7	4,48	0,64
77,1	95,2	22,5	31,0	41,0	4,56	0,14
75,0	91,4	25,0	32,0	35,5	4,56	8,0

C_{31}

chlo g/m ²	phéo g/m ²	Prot. g/m ²	Lip. g/m ²	Glu. g/m ²	Cendres Kg/m ²	Bact. 10 ¹⁰
30,3	98,4	29,8	5,1	31,0	4,50	34
6,3	24,8	53,6	5,3	48,4	4,45	30
61,2	128,2	21,9	6,1	48,2	4,40	64
80,0	115,6	26,0	10,2	41,4	4,47	42
83,2	159,8	34,4	17,7	36,3	4,46	1,4
149,0	127,9	25,9	14,5	39,4	4,49	1,4
89,2	110,2	23,6	20,2	32,2	4,44	1,4
55,1	117,3	28,0	30,0	43,5	4,53	0,8
38,2	77,4	19,0	31,5	28,5	4,55	0,3

Tableau 5 : Evolution des paramètres biotiques de l'interface eau - sédiment.

Chapitre II

Les Palourdes :

- Croissance
- Composition biochimique
- Valeurs énergétiques

CHAPITRE II : LES PALOURDES : CROISSANCE, COMPOSITION BIOCHIMIQUE, VA-
LEURS ENERGETIQUES.

Plusieurs classifications de bivalves ont été utilisées par les taxonomistes mais nous avons adapté celle de Newell (1965, 1969) in Gérard (1978) et qui donne la position systématique suivante :

Embranchement des Mollusca
Classe des bivalvia
Sous classe des Heterodonta
Ordre des Veneroida
Super famille des Veneracea
Famille des Veneridae
Sous famille des Tapetinae
Genre des Ruditapes

L'espèce étudiée en élevage est la palourde japonaise *Ruditapes philippinarum* (Adams et Reeve). Elle se distingue de la palourde indigène *Ruditapes decussatus* (communément appelée clovisse en Tunisie) par certains critères que Gérard (1978) a bien développé. Nous reprenons les caractères les plus marqués afin de donner aux lecteurs la possibilité d'identifier l'espèce :

<u>Ruditapes decussatus</u>	<u>Ruditapes philippinarum</u>
<u>Coquille</u> <ul style="list-style-type: none">- la sculpture est fine et régulière sur tout le test.- le bord postérieur nettement tronqué.- l'intérieur de la coquille blanc à jeune pôle	<ul style="list-style-type: none">- la sculpture est forte- bord postérieur moins tronqué et plutôt arrondi.- l'intérieur de la coquille souvent violé.
<u>Parties molles</u> <ul style="list-style-type: none">- les siphons sont séparés sur toute leur longueur- l'extrémité du siphon inhalant ne possède en général qu'une double rangée de tentacules.	<ul style="list-style-type: none">- les siphons sont soudés sur les 3/4 de leur longueur- l'extrémité du siphon inhalant possède trois rangées de tentacules.

Tableau 6 : Tableau permettant de distinguer *R. philippinarum* de *R. decussatus*.

Pour l'élevage, le choix est porté en France sur la palourde japonaise, car sa croissance est plus rapide que celle de l'espèce indigène et son aptitude à utiliser toute nourriture paraît supérieure (Latrouite, 1979 ; Maître-Allain, 1979 ; Latrouite et al., 1980 ; Bodoy et al., 1980 ; Kergeriou et al., 1981). En conséquence les écloséries françaises et principalement la SATMAR (Société Atlantique de Mariculture) ont orienté leur production vers la palourde japonaise.

A. Matériels et méthodes :

A.1. Méthodes de culture

Compte-tenu de la taille des palourdes, les semis sont protégés par des filets en polypropylène contre les prédateurs en particulier contre le crabe vert : *Carcinus maenas* selon le protocole d'élevage défini par Peyre et al. (1981).

La claire C₈ renferme dix filets semés en octobre 1981 à une densité de 200 palourdes de 14 - 16 mm par m² de filet, la densité de la claire est 104/m². Le maillage du filet est de 4 - 8 mm.

La claire C₉ est semée avec des palourdes de 16 - 18 mm à une densité de 200 par m² de filet soit 75,7/m² par claire. Les filets sont de 4 - 8 mm de maille.

La claire C₂₇ est semée au août avec des palourdes de 6 - 10 mm sous des filets de 4 x 4 mm de maille à une densité de 90 m⁻² de claire.

Pour la claire C₃₁ les mêmes caractéristiques de semis que la claire C₂₇ sont appliquées avec des densités de 50 palourdes m⁻² de claire.

A.2. Méthode de prélèvement

Mensuellement 50 individus sont prélevés dans 2 ou 3 points de chacune des claires de façon aléatoire en soulevant les bords des filets. Ramenés au Laboratoire, les échantillons sont lavés et essuyés. Des mesures biométriques sont faites sur l'ensemble des échantillons. Des sous-échantillons de 20 individus, mis dans l'eau de mer filtrée à 0,45 µm pendant 24 heures, sont utilisés pour les dosages biochimiques. Les 30

individus restant sont fixés pour le suivi du cycle de reproduction (Goulletquer, 1983).

A.3. Méthode analytique

A.3.1. Biométrie

Les mesures biométriques sont effectuées avec un pied à coulisse au 1/10 de mm. Nous avons opté les mêmes définitions que Gérard (1978) pour la longueur, hauteur et épaisseur (fig. 15).

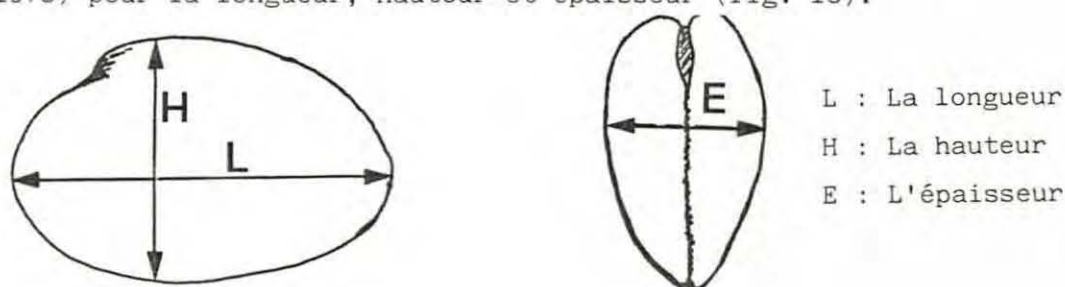


Figure 16 : Définitions des mesures effectuées.

. Poids total : les pesées du poids total sont faites avec une balance du type Sartorius 1212 MP au 1/10 de mg.

. Poids de chair fraîche et de coquille : à l'ouverture de la palourde de la chair fraîche ainsi que les 2 valves sont égouttées 1 heure sur papier filtré puis pesées sur balance Sartorius 1212 MP au 1/10 de mg.

. Poids sec de chair : la chair fraîche est congelée à - 20°C selon les recommandations de Deslous-Paoli (1980) pendant 24 heures puis lyophilisées pendant 24 heures. Du lyophilisateur, elle est mise directement dans un dessiccateur renfermant du gel de silice jusqu'à la pesée effectuée avec une balance Mettler AE163 au 1/100 mg.

. Indice de condition :

Trois indices ont été étudiés :

- Le pourcentage de chair humide par rapport au poids

total (IC₁) décrit par Imai et Sakai (1961) et Ansell (1974) ; cet indice ne tient pas compte des fluctuations de l'eau dans la chair.

- Le taux de chair sèche par rapport au poids sec de la coquille décrit par Mann et Glomb (1978) et Wahn (1976) qui est égal à :

$$IC_2 = \frac{\text{Poids moyen de chair sèche (g)}}{\text{Poids moyen de la coquille (g)}} \times 100$$

Cet indice élimine les fluctuations de l'eau dans la chair mais ne tient pas compte de l'évolution des cendres.

- Le troisième indice (IC₃) de Walne et Mann (1975) qui correspond à :

$$IC_3 = \frac{\text{Poids moyen de chair sèche - cendres (g)}}{\text{Poids moyen de coquille (g)}} \times 100$$

Ce dernier indice tient en effet compte des variations saisonnières des cendres.

A.3.2. Biochimie

Tous les dosages sont effectués sur de la chair sèche broyée au mortier. Les quantités de chair analysées ne dépassent pas les 10 mg pour les dosages des protéines et des sucres. Pour les dosages des lipides environ 50 mg de chair sont utilisés. Les dosages sont effectués mensuellement et individuellement sur des broyats de 10 individus. La moyenne et écart-type seront, par la suite déterminés.

. Protéines : La méthode de Lowry et al (1951) a été utilisée. Les protéines sont extraites dans la soude 1 N et l'intensité de la coloration, lue au spectrophotomètre à 7 500 μm, dépend de la quantité de tyrosine et tryptophane de la chaîne protéinique en solution (Giese, 1967). Notons que cette méthode dose les protéines solubles et une partie de protéines de structure. Le protocole de dosage est défini en annexe. Les résultats sont exprimés en équivalent albumine de boeuf.

. Sucres totaux et glycogène : Sur de la chair délipidée,

avec un volume de chloroforme, 2 volumes de méthanol (Bligh et Dyer, 1959) les sucres sont extraits par du T.C.A. à 15 % pendant 1 heure à 4°C. Un millilitre de l'extrait est utilisé directement pour le dosage des sucres totaux, un autre millilitre sert après précipitation avec de l'éthanol absolu au dosage du glycogène. Les dosages se font par la méthode de Dubois et al. (1956) (voir annexe). La densité optique est mesurée à 4 900 μm . Les résultats sont exprimés en équivalent glucose.

. Lipides : Les lipides sont extraits avec le mélange chloroforme - méthanol (Bligh et Dyer, 1959), puis dosés selon la méthode de Marsh et Weinstein (1966) (voir annexe). Tous les résultats sont exprimés en pourcentage du poids sec de la chair et en valeur absolue. Les résultats sont exprimés en équivalent d'acide palmitique.

. Cendres : 20 à 50 mg de chair sèche sont pesés dans des coupelles en aluminium préalablement tarées. Les échantillons sont calcinés à 48°C pendant 24 heures dans un four électrique à moufle à régulation automatique. Les cendres sont mises au dessiccateur puis pesées sur balance électrique Mettler AE 163 au 1/100 de mg.

. Composition biochimique d'un animal standard : L'utilisation d'un animal standard permet de suivre l'évolution saisonnière des composés biochimiques indépendamment des variations dues à la croissance. Nous avons choisi comme paramètre lié à la croissance le poids de la coquille et nous avons fixé comme poids moyen de coquille les valeurs 5,1 g pour les palourdes de 2 ans et 0,9 mg pour celles de 1 an. Par des équations de régression nous déterminons le poids de chair correspondant à la coquille de l'animal standard et ceci pour chaque prélèvement mensuel. L'évolution des composés biochimiques de l'animal standard est donnée par l'équation utilisée par Beninguer (1982) soit :

$$\text{\% poids sec du composé X poids sec de chair} \\ \text{en valeur absolue (mg) : } \frac{\text{de l'animal standard en mg}}{100}$$

A.3.3. Teneur énergétique

Les teneurs énergétiques de la chair sont souvent calculées à partir des dosages des protéines, des lipides et des glucides en utilisant

des facteurs de conversion. Nous avons utilisé les coefficients de Bordy (1945) soit $4,1 \text{ cal mg}^{-1}$ pour les sucres et $5,65 \text{ cal mg}^{-1}$ pour les protéines et celui de Beninger pour les lipides soit $7,88 \text{ cal mg}^{-1}$. Par ailleurs, la teneur énergétique est estimée directement par des mesures microcalorimétriques sur un mélange de broyat de cinq individus selon le protocole de Héral et Deslous-Paoli (1982). La moyenne de 3 mesures est calculée. La méthode consiste à brûler environ 10 mg de chair sèche dans un microcalorimètre du type Phillipson. L'étalonnage de l'appareil est fait avec l'acide benzoïque ($\text{C}_6\text{H}_5 \text{ COOH}$).

A.3.4. Reproduction

L'étude de la reproduction a été faite parallèlement par Gouletquer (1983). Des observations macroscopiques, microscopiques et des coupes histologiques ont été effectuées. Le développement des gamètes a été suivi. Par ailleurs la taille de première maturité sexuelle a pu être déterminée. Notons que durant la période observée, il n'y a pas eu de ponte in situ. Une ponte au laboratoire a été provoquée.

A.3.5. La mortalité

Lors de l'échantillonnage, sur les coquilles vides récupérées nous mesurons la longueur. Un histogramme de taille de coquilles mortes des claires C_8 et C_9 , couvrant la période expérimentale est tracé. Des taux de mortalité dans les différentes claires sont déterminés permettant ainsi de connaître l'évolution des nouvelles densités des semis.

B. Résultats et discussions

B.1. Croissance

B.1.1. Croissance linéaire

La croissance en taille des palourdes présente deux périodes (fig. 17 et 18) ; une de novembre jusqu'à avril où la croissance est pratiquement nulle suivie d'une deuxième période où la croissance débute. Sur toute l'année et dans les quatre claires la croissance en taille est faible. L'effet de la densité du semis ne peut être mis en évidence sur-

tout en C_8 et C_9 où la comparaison des tailles (longueur) montre que la différence des moyennes est non significative en seuil de 95 % (tableau 8).

Notons par ailleurs que les moyennes de taille relativement élevées en novembre et décembre sont liées au mode d'échantillonnage, en effet le 1er échantillon est prélevé sous les bords des filets où les densités sont relativement faibles par rapport au reste du filet et ceci en rapport avec les méthodes de semis. En valeur absolue le gain de taille moyen des palourdes adultes pour les claires C_8 et C_9 est de 16 % en longueur, 17,6 en hauteur et 20,8 en épaisseur.

Pour les jeunes palourdes des claires C_{27} et C_{31} le taux de croissance est comparable à celui des claires C_8 et C_9 toutefois nous remarquons que les palourdes profitent mieux de la période estivale où leur rythme de croissance est plus élevé. Sur toute l'année de l'expérimentation le gain moyen en taille est de 60 % en longueur, 67 % en hauteur et 77,5 % en épaisseur (tableau 7). Les moyennes de taille élevées du mois de mars sont dues à un biais d'échantillonnage.

Les forts écart-types des distributions de taille à partir de mai montrent une hétérogénéité des lots. Il semble que les jeunes palourdes après des conditions défavorables en hiver et au printemps ont réagi différemment aux conditions plus ou moins favorables du début de l'été.

Une comparaison des moyennes des longueurs des palourdes des claires C_{27} et C_{31} montre que la différence des moyennes est significative au seuil de 95 % pour toute l'année sauf pour les mois de janvier, avril et juillet (différence non significative au seuil de 95 %).

Dans des élevages sur l'estran (De Kergariou et al., 1981), la croissance en longueur des palourdes passent de 23,8 mm à 44 mm pour une densité de $500/m^2$. Les mêmes auteurs (1982) observent dans trois sites différents des accroissements (de longueur) de 22,6 ; 28,8 ; et 24,4 mm au bout de 13 mois pour une densité de $300.m^{-2}$.

L'étude de la croissance relative effectuée par Goulletquer (1983) montre que le rapport épaisseur sur longueur présente une isométrie pour C_8 et C_9 , et une allométrie positive pour C_{27} et C_{31} alors que

C₂₇

Mois	L	σ	H	σ	Ep.	σ	PT	σ	PCF	σ	PCS	σ	PC	σ	% eau	
Novembre	82	16,2	2,9	10,9	2,1	7,1	1,5	0,891	0,450	0,198	0,116	0,034	0,020	0,488	0,240	82,8
Décembre	82	16,2	2,6	11,1	1,8	6,9	1,2	0,897	0,440	0,154	0,091	0,029	0,015	0,486	0,247	81,1
Janvier	83	15,3	3,1	10,6	2,2	6,5	1,4	0,785	0,481	0,150	0,108	0,028	0,019	0,438	0,269	81,3
Février	83	15,6	2,5	10,9	1,8	6,6	1,2	0,817	0,393	0,152	0,075	0,033	0,016	0,473	0,211	78,3
Mars	83	21,3	3,1	15,3	2,1	9,3	1,3	2,104	0,845	0,559	0,270	0,114	0,056	1,118	0,422	79,6
Avril	83	16,6	3,5	12,0	2,5	7,3	1,7	1,080	0,780	0,191	0,151	0,042	0,033	0,774	0,526	78,0
Mai	83	19,3	3,9	13,8	2,8	8,6	1,9	1,693	1,017	0,366	0,269	0,078	0,061	1,131	0,684	78,6
Juin	83	22,0	4,2	15,9	3,1	10,2	2,5	2,668	1,374	0,444	0,304	0,087	0,061	1,497	0,835	80,4
Juillet	83	24,0	4,5	17,2	3,1	11,4	2,4	3,445	1,826	0,665	0,360	0,137	0,074	2,152	0,929	79,4

C₃₁

Mois	L	σ	H	σ	Ep.	σ	PT	σ	PCF	σ	PCS	σ	PC	σ	% eau	
Novembre	83	14,5	2,5	9,8	1,6	6,2	1,1	0,634	0,317	0,152	0,078	0,024	0,012	0,355	0,177	84,2
Décembre	83	13,9	2,6	9,6	1,9	6,0	1,2	0,621	0,372	0,100	0,061	0,017	0,010	0,346	0,176	83,0
Janvier	83	15,2	2,8	10,7	2,2	6,6	1,3	0,776	0,449	0,156	0,109	0,031	0,021	0,488	0,300	80,1
Février	83	13,8	2,3	9,6	1,7	5,9	1,2	0,580	0,353	0,102	0,091	0,021	0,020	0,361	0,232	79,4
Mars	83	16,2	2,7	11,6	1,8	6,9	1,1	0,931	0,440	0,219	0,134	0,043	0,028	0,579	0,288	80,3
Avril	83	15,9	3,4	11,4	2,4	6,9	1,6	0,958	0,681	0,161	0,142	0,033	0,028	0,561	0,441	79,5
Mai	83	18,6	4,1	12,6	2,9	8,3	1,9	1,703	1,307	0,341	0,260	0,072	0,058	0,914	0,484	78,8
Juin	83	18,2	4,6	13,0	3,4	8,1	2,4	1,585	1,424	0,264	0,259	0,051	0,050	0,855	0,714	80,6
Juillet	83	22,6	4,4	16,4	3,5	10,6	2,6	3,000	2,103	0,504	0,252	0,101	0,049	1,687	0,815	79,9

Tableau 7 : Données biométriques et pondérales de *Ruditapes philippinarum* âgées de 2 ans élevées en claires C₂₇ et C₃₁ (moyenne et écart-type).

C₈

Mois	L	σ	H	σ	Ep.	σ	PT	σ	PCF	σ	PCS	σ	PC	σ	% eau	
Novembre	82	31,0	4,3	23,5	3,2	15,8	2,8	7,820	3,081	1,450	0,692	0,256	0,140	4,290	2,040	82,3
Décembre	82	32,5	3,0	23,3	2,0	16,2	1,5	8,750	2,324	1,723	0,452	0,265	0,073	4,810	1,268	85,1
Janvier	83	31,5	4,2	22,4	3,0	15,4	2,4	7,929	3,072	1,284	0,513	0,228	0,093	4,202	1,621	82,2
Février	83	31,5	2,5	22,5	2,1	15,7	1,6	7,644	1,940	1,420	0,400	0,299	0,094	4,457	1,230	78,9
Mars	83	32,7	2,9	24,3	2,1	16,2	1,6	8,755	2,260	1,478	0,460	0,304	0,098	4,611	1,410	79,4
Avril	83	32,4	2,9	24,2	2,2	16,2	1,6	8,786	2,291	1,450	0,264	0,321	0,059	5,053	1,188	77,8
Mai	83	33,4	2,9	24,9	2,1	17,0	1,7	9,780	2,520	1,747	0,443	0,367	0,087	4,989	1,221	79,0
Juin	83	34,5	2,8	25,7	2,3	17,5	1,8	10,628	2,769	1,825	0,451	0,380	0,073	6,093	1,703	79,1
Juillet	83	35,2	3,1	25,9	2,2	18,0	1,7	11,365	2,910	2,055	0,499	0,447	0,118	6,519	1,069	78,2
Août	83	33,6	3,1	24,1	2,3	16,4	2,1	10,012	2,720	1,717	0,397	0,338	0,079	5,865	1,438	78,2
Septembre	83	36,4	2,6	26,2	2,1	18,8	1,5	12,553	2,600	2,503	0,762	0,484	0,134	6,645	1,557	80,6
*	-	-	-	-	-	-	-	13,798	2,775	2,019	0,329	0,358	0,068	7,453	1,452	82,2

C₉

Mois	L	σ	H	σ	Ep.	σ	PT	σ	PCF	σ	PCS	σ	PC	σ	% eau	
Novembre	82	33,7	2,4	25,1	2,3	16,9	1,2	9,603	1,813	1,755	0,321	0,324	0,048	5,430	0,908	81,5
Décembre	82	32,4	2,8	23,5	2,1	16,2	1,5	8,635	2,051	1,436	0,445	0,240	0,074	4,836	1,146	83,3
Janvier	83	31,3	2,9	22,6	2,1	15,5	2,1	7,723	2,403	1,233	0,504	0,214	0,008	4,354	1,607	82,6
Février	83	30,6	2,4	21,9	2,1	15,3	1,4	7,348	1,646	1,220	0,318	0,239	0,070	4,094	1,000	80,4
Mars	83	32,6	2,8	23,9	2,5	16,4	1,8	8,898	2,330	1,658	0,539	0,320	0,112	4,728	1,215	80,6
Avril	83	34,4	3,4	25,2	2,0	17,2	1,5	10,207	2,490	1,761	0,715	0,378	0,148	5,720	1,250	78,5
Mai	83	32,5	1,8	24,4	1,4	16,3	1,1	8,809	1,562	1,530	0,259	0,316	0,073	4,920	0,932	79,3
Juin	83	35,2	3,1	26,0	2,1	17,8	1,5	11,560	2,700	1,686	0,506	0,350	0,107	6,330	1,733	79,2
Juillet	83	36,1	2,5	26,3	1,7	18,3	1,2	11,964	2,201	1,909	0,328	0,428	0,109	6,185	1,969	77,5
Août	83	36,0	2,2	25,9	1,5	18,1	1,1	11,853	2,093	1,898	0,280	0,420	0,111	6,327	1,014	77,9
Septembre	83	35,57	2,4	25,9	1,5	18,2	1,3	11,715	2,153	2,131	0,515	0,414	0,101	6,678	1,065	80,6

Tableau 8 : Données biométriques et pondérales de *Ruditapes philippinarum* âgées de 1 an élevées en claires C₈ et C₉ (moyenne et écart-type).

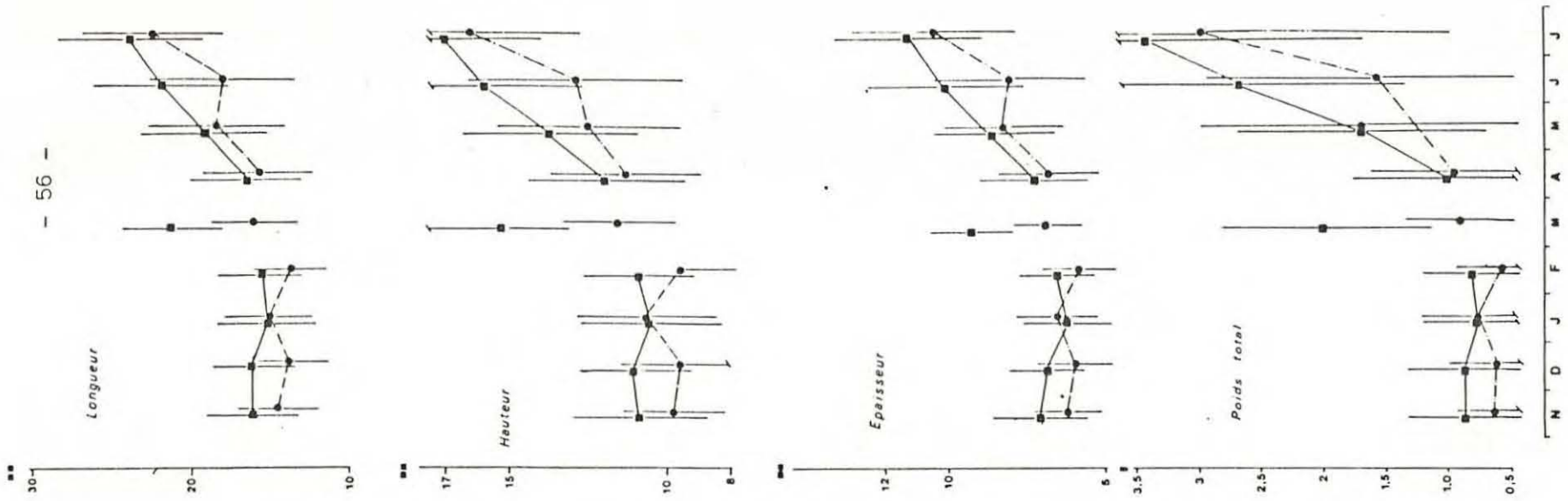


Figure 17 : Evolution des données biométriques des palourdes âgées de 1 an.

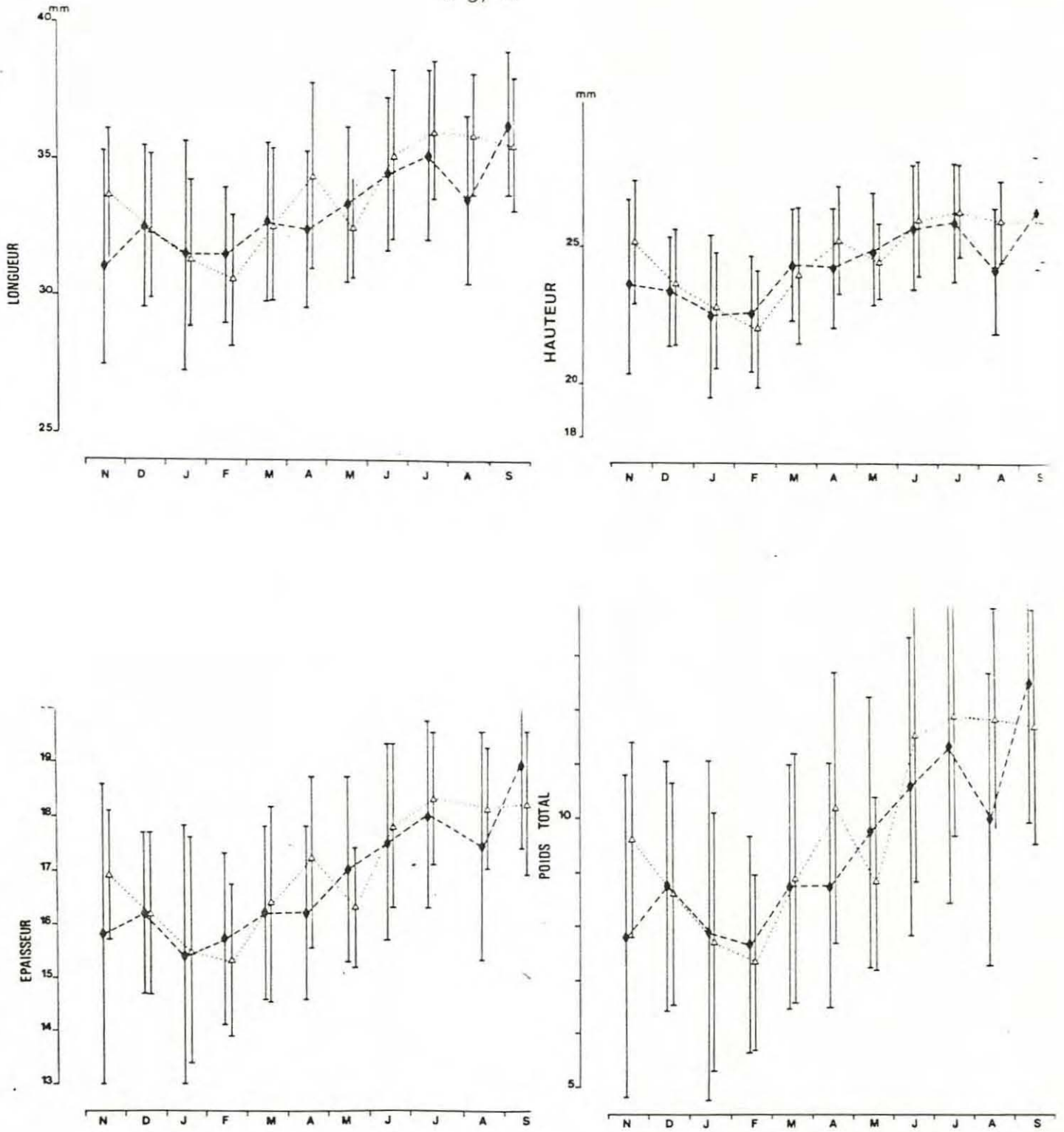


Figure 18 : Evolution des données biométriques des palourdes âgées de 2 ans.

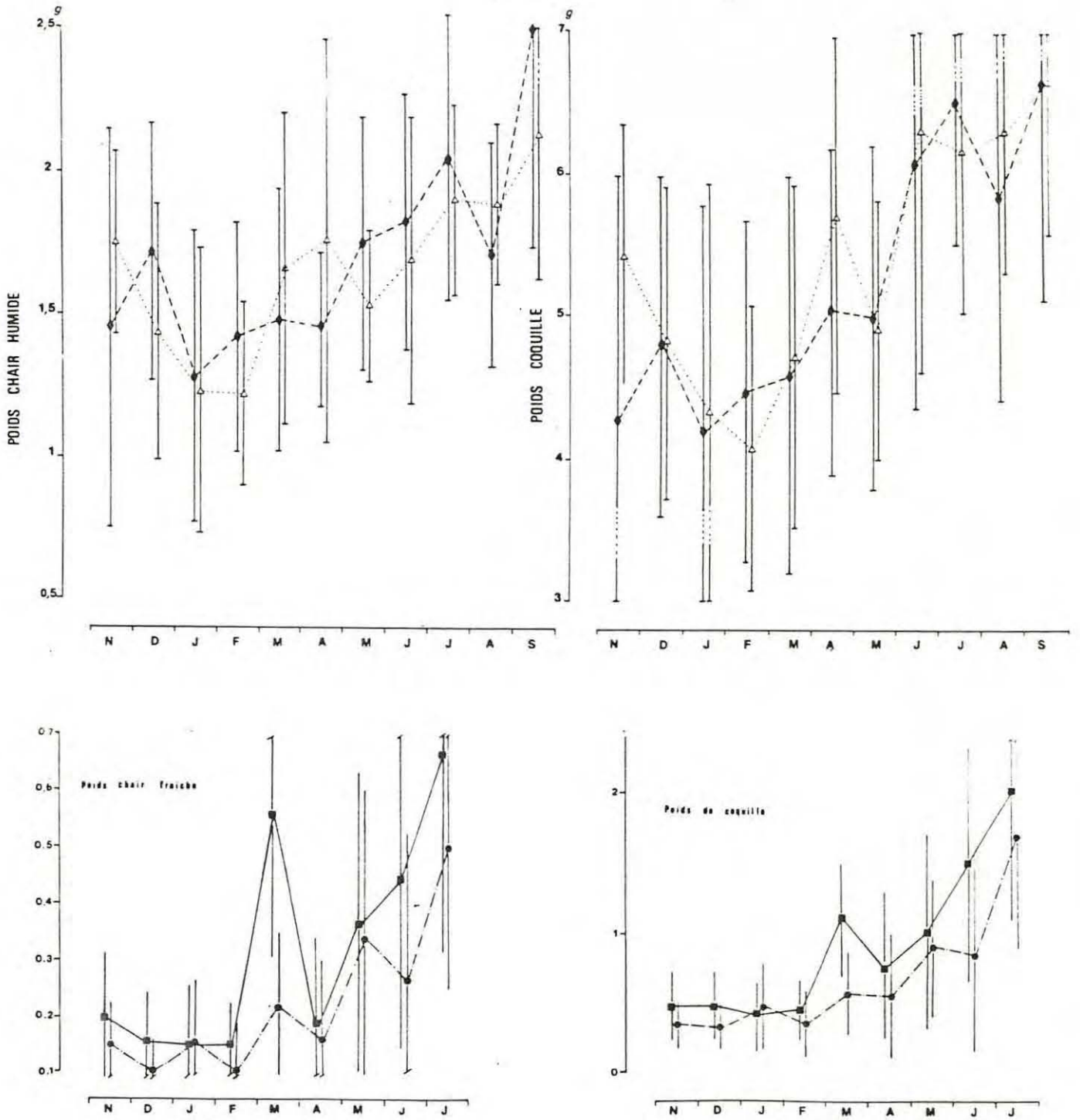


Figure 19 : Variation des données pondérales chez les palourdes âgées de 1 an (A) et de 2 ans (B).

le rapport hauteur sur longueur présente une allométrie négative pour les quatre claires. Ce qui veut dire qu'en C₈ et C₉ pour les palourdes adultes la croissance s'effectue surtout en épaisseur et en hauteur.

B.1.2. Croissance pondérale

. Poids total : le poids total est resté constant durant l'hiver et le printemps (fig. 17 et 18). Aucune augmentation n'a pu être décelée. A partir du mois de mai une augmentation a été enregistrée. Elle est continue en C₂₇ et C₃₁ alors qu'en C₈ et C₉ elle évolue en dents de scie.

Des comparaisons de moyennes entre C₈ et C₉ d'une part, C₂₇ et C₃₁ d'autre part montrent qu'au seuil de sécurité de 95 % la différence est non significative chez les premières alors qu'elle est significative chez les palourdes de 1 an, à part les deux mois de janvier et juillet.

. Poids de coquille : des phénomènes similaires ont été observés au niveau du gain de poids de la coquille (fig. 19) ; c'est toujours à partir du mois de mai qu'un gain de poids a pu être enregistré. La détermination du gain mensuel en poids de coquille (G₃₀) défini par Lucas (1978) $G_m = \frac{\Delta w}{w_0} \cdot \frac{30}{Dt} \cdot 100$ avec w : le poids en gramme pris pour référence et t : laps de temps en jours entre deux mesures, (tableau 9).

Le gain en poids de la coquille durant la période d'étude est négligeable en C₈ et C₉; pour les adultes, où il n'a pas dépassé le 33,7 %. Par contre en C₂₇ et C₃₁ la croissance paraît reprendre dès que les jeunes palourdes retrouvent des conditions favorables à leur développement.

. Poids de chair : Les variations annuelles de chair fraîche (fig. 19) montrent deux périodes, une hivernale avec une chute du poids et une estivale où une augmentation du poids a été enregistrée.

Les variations de chair sèche suivent de près celles de la chair fraîche. Le "grossissement" mensuel (G_m) (tableau 9) montre un gain de chair sèche à partir de février souvent marqué dans les claires

	Claire C ₈		Claire C ₉		Claire C ₂₇		Claire C ₃₁	
	Gm co- quille	Gm P.C.S.	Gm co- quille	Gm P.C.S.	Gm co- quille	Gm P.C.S.	Gm co- quille	Gm P.C.S.
22.11 au 28.12	9,3	2,7	-8,4	-19,9	-0,3	-11,9	-1,9	-22,4
29.12 au 26.01	-14,0	-57,4	-11,0	-12,0	-10,2	-3,5	45,6	+91,5
27.01 au 21.02	7,0	35,9	-6,9	+13,5	9,2	20,6	-30,0	-37,2
22.02 au 18.04	14,8	8,8	40,1	54,5	34,1	14,6	29,6	30,6
19.04 au 19.05	-1,2	13,8	-13,5	-15,8	44,6	82,9	60,9	114,3
20.05 au 22.06	19,5	3,1	25,3	9,5	28,5	10,2	-5,7	-25,7
23.06 au 18.07	8,0	20,3	-2,6	25,7	50,5	66,3	112,2	79,4
19.07 au 18.08	-9,7	-23,6	+2,2	-1,8	-	-	-	-
19.08 au 20.09	12,1	39,2	+5,0	-1,3	-	-	-	-

Tableau 9 : Gain mensuel de poids de coquille et de poids de chair sèche.

C₈ et C₉ alors qu'en C₂₇ et C₃₁ les valeurs les plus élevées sont observées entre avril et mai avec respectivement 81,9 % et 114,3 %.

Sur un échantillon de palourdes prélevé en septembre de la claire C₈, le Gm passe de 39,2 % à 5,4 % juste après la ponte effectuée au laboratoire. Le gain en poids sec, de 33,8 % est dû à la formation des gonades.

. Poids de l'animal standard : Dans les claires C₈ et C₉, les variations annuelles du poids de chair sèche sans cendre d'un animal standard sont semblables (fig. 20). Après une chute entre novembre et décembre, une remontée est amorcée à partir de fin janvier avec un maximum en mai C₈ et en juillet en C₉. Les chutes de poids en avril et août en C₈ et en avril et juin et à partir de juillet en C₉ peuvent être, à première vue, interprétées comme le résultat de pontes, mais jusqu'au 20 septembre 1983 tous les individus sont encore au stade maximum de réplétion des gonades comme le confirme Gouletquer jusqu'en juillet par des coupes histologiques. Ceci n'exclut cependant pas des pontes partielles au mois d'août. Les autres chutes indiquant un amaigrissement des palourdes peuvent être dues à la forte variance des échantillons prélevés. Après la ponte totale provoquée au laboratoire le poids de chair sèche sans

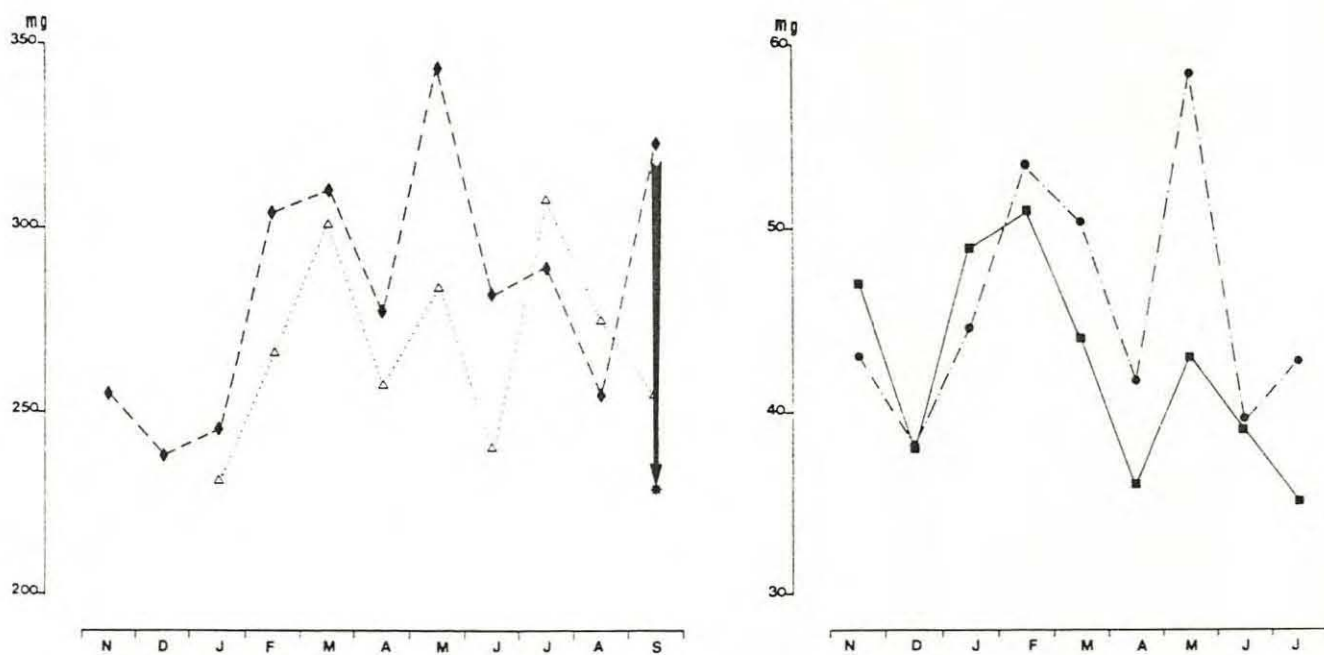


Figure 20 : Evolution du poids de chair sèche sans cendre d'un animal standard de 5 g. de poids de coquille (A) et celle d'un animal standard de 0,8 g. de poids de coquille (B).

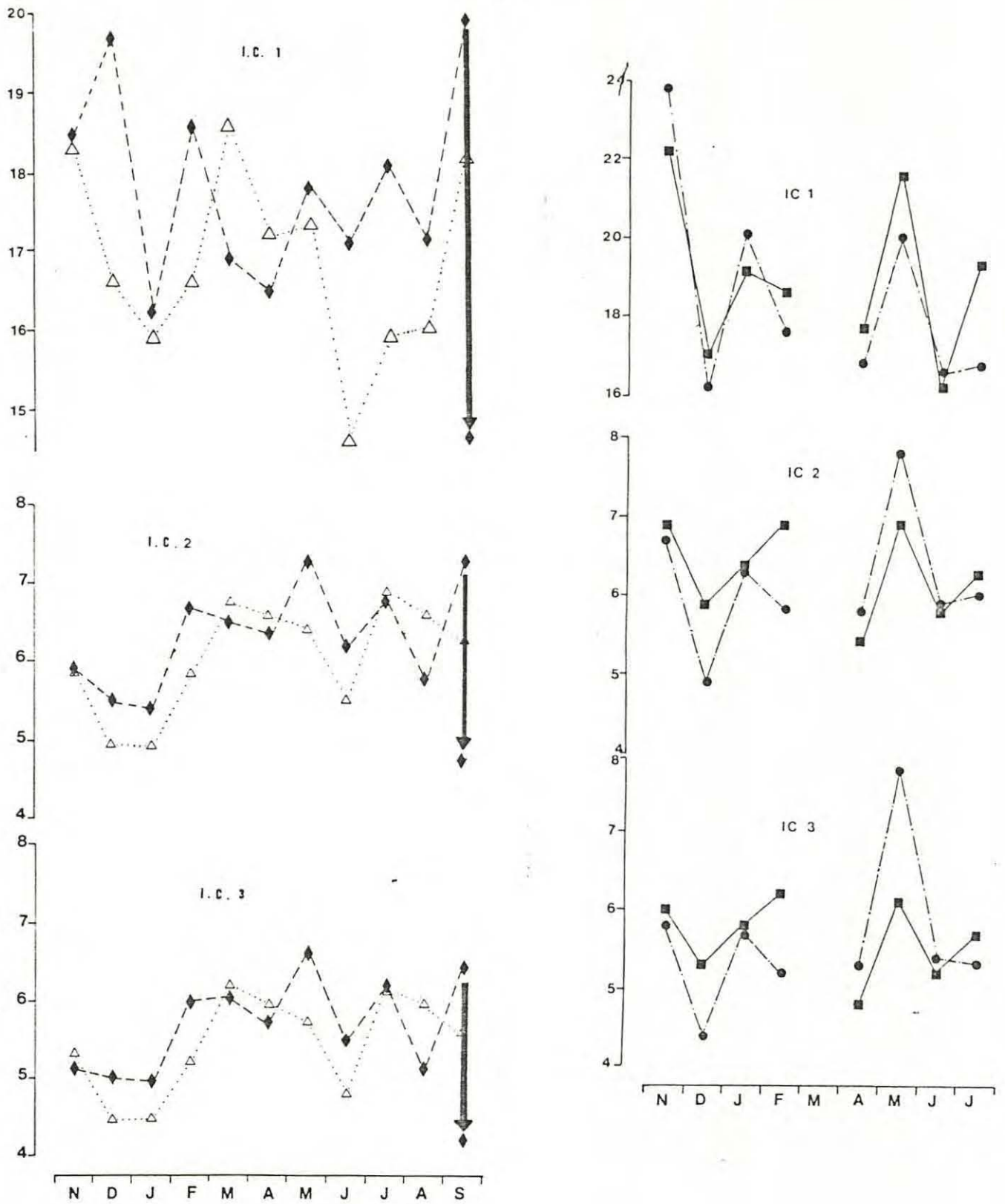


Figure 21 : Evolution des différents indices de conditions des palourdes : *Ruditapes philippinarum* âgées de 1 an (A) et de 2 ans (B).

cendres d'un animal standard de la claire C₈ est passé de 323 mg à 229 mg soit une perte de 30 %.

Dans les claires C₂₇ et C₃₁ les mêmes fluctuations plus précoces ont été observées. En effet l'augmentation en poids est déjà bien amorcée en janvier alors qu'en C₈ et C₉ elle n'a commencé qu'en fin du mois.

. Indices de conditions :

Indice IC₊ : Le pourcentage de chair fraîche (fig. 21) est variable. Il atteint un maximum en novembre (23,9 %) chez les palourdes de 1 an, puis décroît en décembre et croit ensuite pour atteindre des valeurs proches des maxima en mai puis varient autour de cette valeur d'une manière non significative.

Chez les palourdes de deux ans de la claire C₈ les valeurs les plus fortes ont été observées en novembre, décembre et septembre. La valeur la plus faible est observée en janvier (16,2 %). En septembre le pourcentage de chair fraîche qui est maximal passe de 19,9 % à 14,6 % après la ponte provoquée en laboratoire soit une perte de 26,6 %. Les valeurs de ce pourcentage en C₉ sont comparables à celles de la C₈ avec un maximum (18,6 %) en mars.

Le pourcentage de chair fraîche par rapport au poids total du mollusque est imprécis (Deslous-Paoli, 1980) à cause de l'eau résiduelle qui varie d'une part avec les conditions de manipulation des palourdes au laboratoire telles que le temps d'égouttage et la température du laboratoire et d'autre part avec certains facteurs du milieu en particulier avec la nourriture et la salinité.

Toutefois nous remarquons que nos valeurs sont proches de celles de Deslous-Paoli (1980) pour des huîtres élevées dans le bassin de Marennes-Oléron. Cet auteur trouve des rapports de 25 % pour des huîtres de 1 an et des rapports de l'ordre de 18 % pour des huîtres plus âgées. Par contre le même auteur signale que les pourcentages sont plus faibles pour des huîtres élevées en claires (11,2 % pendant la reproduction et 6,1 % après la ponte).

Le pourcentage de chair fraîche par rapport au poids total du mollusque est imprécis (Deslous-Paoli, 1980) à cause de l'eau résiduelle qui varie d'une part avec les conditions de manipulation des palourdes au laboratoire telles que le temps d'égouttage et la température du laboratoire et d'autre part avec certains facteurs du milieu en particulier avec la nourriture et la salinité.

Toutefois nous remarquons que nos valeurs sont proches de celles de Deslous-Paoli (1980) pour des huîtres élevées dans le bassin de Marennes-Oléron. Cet auteur trouve des rapports de 25 % pour des huîtres de 1 an et des rapports de l'ordre de 18 % pour des huîtres plus âgées. Par contre le même auteur signale que les pourcentages sont plus faibles pour les huîtres élevées en claires (11,2 % pendant la reproduction et 6,1 % après la ponte).

Indices IC_2 et IC_3 : les deux types d'indices suivent la même évolution, avec des valeurs plus faibles de IC_3 (fig. 21). Chez les palourdes âgées, les valeurs les plus basses sont enregistrées en décembre et janvier (4 à 5 %). Entre février et septembre les valeurs relativement élevées oscillent autour de 6 à 7 % pour IC_2 et 5 à 6 % pour IC_3 avec des pics secondaires. Les indices de conditions IC_2 et IC_3 passent respectivement dans la claire C_8 de 7,3 % et 6,4 %, à 4,8 % et 4,2 % après la ponte soit une diminution de 34,2 % et 34,3 %.

Pour les jeunes palourdes de 1 an, ces indices sont très variables et évoluent entre 4,9 % et 7,3 % (valeur maximale du mois) pour IC_2 et 4,4 % et 7,8 % pour IC_3 . Le mois de mai semble présenter des conditions les plus favorables pour la qualité des palourdes.

B.2. Mortalité

A chaque prélèvement mensuel, les coquilles vides sont récupérées et une estimation de taux de mortalité par claire a été effectuée. Les résultats obtenus cumulés montrent les taux suivants : 21 % en C_8 , 3 % en C_9 et un faible taux ne dépassant pas 1 % en C_{27} et C_{31} .

L'histogramme de distribution de taille des coquilles mortes (fig. 22) montre, pour la claire C_8 , deux cohortes : la première est

formée d'individus de 14 à 20 mm de longueur et la deuxième présente des palourdes de longueur comprises de 22 à 34 mm. Si l'on se reporte aux courbes de croissance (fig. 17 et 18) les taux élevés de mortalité ont eu lieu juste après le semis (semis effectué à la taille de 14 - 18 mm) et par conséquent pendant l'hiver 1981 - 1982, par contre la deuxième cohorte correspond aux tailles atteintes pendant l'hiver 1982 - 1983.

Le même histogramme montre au niveau de la claire C_9 que les pertes en cours de l'hiver 1981 - 1982 sont minimales par contre elles sont élevées au cours de l'hiver 1982 - 1983, toutefois elles restent inférieures à celles constatées au niveau de la claire C_8 .

Pour les claires C_{27} et C_{31} , le seul fait qui mérite d'être signalé est la présence dans les prélèvements du mois de mai, de 17 coquilles (longueur moyenne de 15 mm) avec des cassures caractéristiques d'une prédation pour le crabe vert : *Carcinus maenas*.

Les nouvelles densités théoriques estimées en fin d'expérimentation sont respectivement en C_8 et C_9 , 83 m^{-2} et 72 m^{-2} . Ceci pourra expliquer la croissance relativement semblable dans les deux claires. D'ailleurs la pêche des deux claires effectuée en octobre par l'éleveur a confirmé nos observations. Sur les deux claires la densité finale est de 80 individus par m^2 . Ainsi si les mortalités observées en hiver 1982 - 1983 dans les claires C_8 et C_9 semblent être liées aux conditions défavorables, fortes dessalures dues aux crues, celles enregistrées en hiver 1981 - 1982 surtout dans la claire C_8 ne semblent pas être expliquées par les mêmes phénomènes. Deux hypothèses peuvent être énoncées : soit la façon dont le semis a été effectué, par exemple la présence d'une couche de vase importante sur le filet de protection empêchant les palourdes de filtrer, soit que la période du semis ait été mal choisie car cette époque correspond au moment où les indices de condition sont les plus faibles, les palourdes maigrissent, vivent sur leurs réserves et à l'avenir il faut déconseiller de travailler des palourdes, donc de les soumettre à des stress, lorsqu'elles se trouvent déjà dans des conditions physiologiques défavorables.

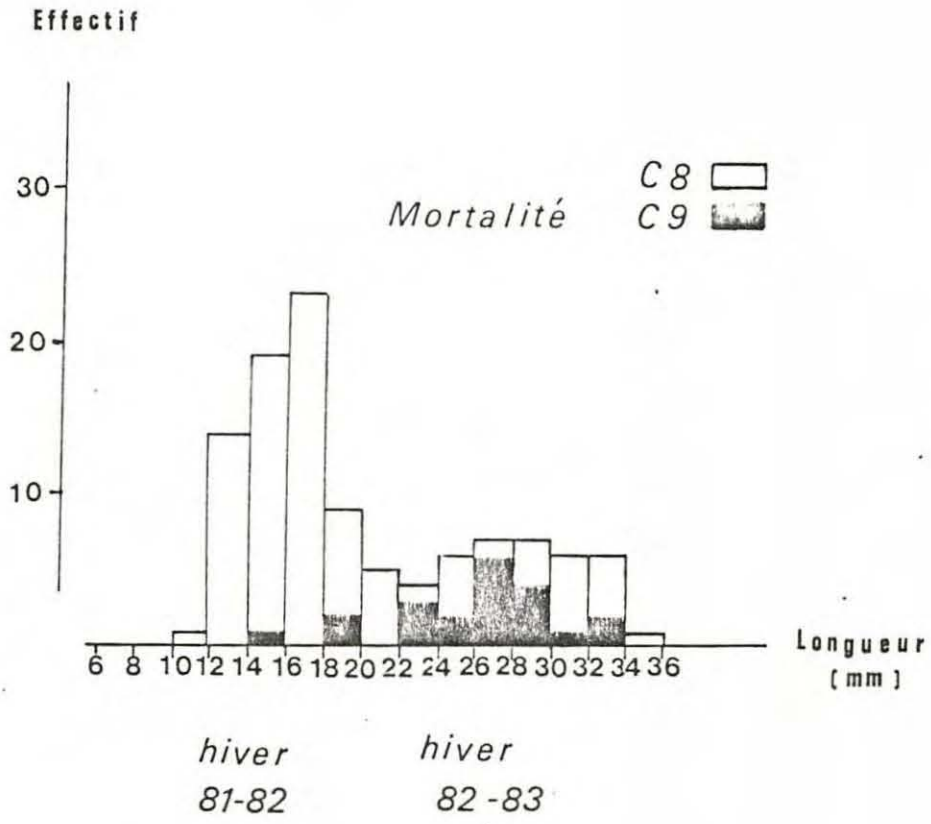


Figure 22 : Estimation des mortalités par mesure des tailles des individus morts.

B.3. Reproduction

B.3.1. Résultats des suivis des populations in situ

Chez la palourde *R. philippinarum* la maturité sexuelle peut être atteinte à la fin de la première année. La première maturité chez les jeunes palourdes est observée à partir de la longueur moyenne de 19 mm.

Durant l'hiver, il semble que les palourdes sont en repos sexuel. La gamétogénèse a débuté au début de février. Des ovules pédonculées et des spermatozoides mobiles ont été observés à partir de mai. Un suivi des différents stades de la gamétogénèse par des observations microscopiques des gamètes d'une part et des coupes histologiques au niveau du manteau d'autre part (Gouilletquer, 1983), n'a pu mettre en évidence aucune ponte jusqu'à fin juillet.

La gamétogénèse a été très étalée dans le temps, phénomène qui pourrait être lié aux faibles températures du printemps (inférieures à 10°C jusqu'à la fin avril). D'ailleurs Lubet (1976) émet l'hypothèse que la reprise de l'activité génitale serait sous la dépendance de facteurs internes neuroendocriniens qui déterminent la reprise de l'amplitude du cycle sexuel. Ces facteurs internes pourraient être modifiés par des "synchronisateurs", facteurs externes parmi lesquels la température. Il signale que l'action de la température pendant la période de repos sexuel modifierait la date de reprise de la gamétogénèse. Ainsi l'activité génitale précoce (début février) semble être liée à la douceur de l'automne 1982, mais le printemps froid semble avoir bloqué cette évolution. En outre Gouilletquer (1983) signale que le stade Cb (Echelle de Lucas, 1965) caractérisé par des spermatozoides mobiles et des ovules non pédonculées et qui indique une ponte éminente, montre un maximum aux mois de juin et juillet. Or nous n'avons pas constaté de ponte pendant l'été malgré les fortes températures rencontrées (28°). Ces températures élevées ne pourraient-elles pas bloquer la ponte et provoquer ainsi une surmaturation ?

Cependant si on raisonne par analogie avec le déroulement de la gamétogénèse chez *Crassostrea gigas* en 1983 dans le bassin de Marennes-

Oléron, on constate que les faibles températures printanières ont provoqué un retard de la gamétogénèse et que malgré les fortes températures de juillet la maturation ne s'est achevée qu'au mois de d'août permettant des pontes fin août et un captage particulièrement tardif en septembre. Un raisonnement analogue peut être tenu pour la palourde, les éleveurs ayant constaté les pontes dans les élevages qu'au mois de septembre, et les maxima des teneurs en lipides ne sont observées qu'au mois d'août.

Le retard de la ponte n'est pas sans effet sur la croissance des mollusques. En effet en période de reproduction et jusqu'à la ponte les mollusques investissent la totalité de leur énergie d'abord pour la formation des gamètes et ensuite à l'entretien de ces gamètes jusqu'à la ponte et donc pendant toute cette période la croissance est relativement faible, surtout dans des milieux où la nourriture disponible est limitée ce qui est le cas des claires.

Dans le but de connaître la part d'énergie dépensée par les palourdes pour la gamétogénèse et de pouvoir suivre les variations des différents composés biochimiques de la chair avant et après la ponte, nous avons provoqué la ponte en laboratoire.

B.3.2. La ponte

Une vingtaine de palourdes provenant de la claire C₈ d'une longueur moyenne de 36,5 mm ont été mises dans de l'eau de mer préfiltrée à 0,45 µm et fortement oxygénée pendant environ 20 heures, les températures de l'eau sont de 20°C.

Sachant que si les mollusques sont matures, ils sont stimulables et par conséquent à la suite d'un changement mécanique thermique ou chimique, ils répondront par une ponte, nous avons effectué plusieurs chocs simultanés :

- Un choc mécanique : les palourdes retirées de l'eau sont mises sur paillassse à sec pendant environ une heure à la température du laboratoire de 24°C.

- Un choc thermique : les palourdes sont remises dans un

cristallisoire de 10 l renfermant de l'eau de mer filtrée à $0,2 \mu$ à une température de 20°C . Par conséquent elles sont passées d'une température de 20°C à 24°C puis remises à 20°C .

- Un choc "hormonal" : des mâles ont été sacrifiés et les spermatozoïdes sont recueillis dans une seringue. Quand les palourdes ont commencé à filtrer nous avons libéré des spermatozoïdes dans l'eau à environ un centimètre des siphons inhalants. Les spermatozoïdes sont directement pompés par les mollusques.

La ponte : une heure après l'adjonction des gamètes mâles dans le milieu nous avons observé un étirement des siphons qui atteignent environ une fois et demi la longueur de la coquille, suivi d'une éjaculation discontinue des produits génitaux dans le milieu. La ponte a duré 20 mm, les géniteurs par la suite sont retirés du cristallisoire. L'observation des manteaux de dix palourdes ouvertes dans la même journée montre que la ponte a été complète. Les chairs fraîches sont pesées, congelées et lyophilisées.

Les larves : après la ponte, les oeufs fécondés sont répartis dans 3 cristallisoires de 10 l. La longueur la plus petite des larves est d'environ $70 \mu\text{m}$. Les larves (D) de 48 heures sont d'environ $90 \mu\text{m}$. En l'absence à cette époque, de culture d'algues en laboratoire, la nourriture des larves s'est limitée aux éléments dissous et à la microflore bactérienne contenus dans l'eau de mer préfiltrée à $0,2 \mu\text{m}$. L'eau oxygénée était renouvelée une fois tous les jours. L'élevage larvaire a pu être ainsi maintenu pendant 9 jours. La longueur maximale atteinte à partir du 7ème jour est de $120 \mu\text{m}$.

Ces données sont à comparer avec celles de Loosanoff (1966), le Pennec (1981, 1982) et Gérard (1978). Ce dernier obtient après 9 jours des larves d'une longueur moyenne de $160 \mu\text{m}$ d'après le même auteur, un mélange de *Phaeodactylum* et *Dunaliella* ou *Phaeodactylum* et *Monochrysis* était distribué 2 fois par jour. Les faibles tailles des larves observées peuvent donc être liées à l'absence de nourriture phytoplanctonique dans le milieu. Par ailleurs l'influence de la température sur la reproduction des bivalves est bien mise en évidence aussi bien au niveau de la reprise et la durée du cycle génital qu'au

déclenchement de la ponte (Lubet, 1959 ; Gimazane, 1971 ; Gimazane et Lubet, 1972, Zaouali, 1972 ; Bayne, 1976 et Mann, 1979). Ainsi, cette année les claires ont été marquées par un automne doux et riche en phytoplancton qui a permis une reprise précoce de la gamétogénèse au début de février, un hiver et surtout un printemps qui ont provoqué un étalement de la gamétogénèse dans le temps et enfin, un été très chaud avec des températures voisines de 28°C, qui semblent avoir provoqué un blocage de la ponte. Ainsi la palourde *R. philippinarum* qui a une période de reproduction assez courte (Lubet, 1976) pourrait sous certaines conditions de facteurs externes, la température en particulier, avoir un cycle de reproduction assez long qui aura des répercussions négatives sur la croissance de la palourde.

B.4. Composition biochimique et valeur énergétique de la chair

B.4.1. Composition biochimique de la chair

Les résultats des dosages de la composition biochimique globale sont présentés sous deux formes : en valeur relative (% de la matière sèche) et en valeur absolue (tableaux 10, 11 et 12).

B.4.1.1. Valeur relative

. Protéines : La teneur en protéines varie entre 20,4 % et 52,4 % pour les palourdes âgées de deux ans (fig. 24) et entre 16 % et 41 % pour celles de un an (fig. 23). Les moyennes annuelles sont respectivement de 33,7 %, pour C₈, C₉ et 30,5 %, 20,8 % pour C₂₇ et C₃₁. L'évolution des teneurs en protéines montre de faibles valeurs en hiver, excepté en décembre, puis une augmentation au printemps, une certaine stabilité jusqu'en début d'été, suivie d'une remontée assez marquée en C₈ et C₉ au cours des mois d'août et septembre. Le maximum de protéines est donc enregistré en été, par contre les valeurs les plus faibles sont observées en hiver.

Des variations comparables ont été signalées par Beninger (1982) cependant cet auteur trouve des taux plus élevés liés aux méthodes de

C₂₇

Mois	Protéines	σ	Lipides	σ	Sucres	σ	Glycogène	σ	Cendres	σ	Eau	σ
Novembre 82	5,4	2,6	1,5	0,2	0,9	0,2	0,3	0,2	4,30	0,01	144	75
Décembre 82	9,0	1,3	2,2	0,3	1,2	0,4	0,9	0,4	3,20	0,01	116	55
Janvier 83	5,1	1,9	2,7	0,5	0,6	0,2	0,2	0,1	2,44	0,00	115	64
Février 83	9,4	1,5	2,6	0,5	0,7	0,1	0,3	0,1	3,64	0,18	118	62
Mars 83	36,0	3,4	9,7	1,1	4,2	1,5	3,0	1,6	9,00	0,75	445	214
Avril 83	16,0	1,3	3,0	0,6	1,2	0,5	0,8	0,5	4,41	0,29	173	137
Mai 83	27,2	3,7	6,3	0,8	4,2	2,1	4,1	2,9	8,62	0,88	321	232
Juin 83	30,7	3,6	6,6	0,6	3,1	0,8	2,1	1,0	8,95	0,77	262	163
Juillet 83	56,2	5,2	9,4	1,1	4,8	1,7	3,8	1,6	14,96	0,46	557	319

C₃₁

Mois	Protéines	σ	Lipides	σ	Sucres	σ	Glycogène	σ	Cendres	σ	Eau	σ
Novembre 82	4,5	2,1	1,0	0,2	0,6	0,2	0,2	0,1	3,31	0,04	173	83
Décembre 82	4,5	1,3	1,0	0,3	0,7	0,5	0,3	0,1	1,75	0,00	90	40
Janvier 83	5,4	1,8	2,7	0,3	0,6	0,2	0,3	0,1	2,86	0,00	121	70
Février 83	6,2	0,8	1,5	0,1	0,7	0,2	0,5	0,3	2,32	0,01	101	78
Mars 83	14,8	1,3	3,8	0,7	1,3	0,5	1,0	0,6	3,74	0,31	187	107
Avril 83	12,8	1,1	2,5	0,3	1,3	0,5	0,8	0,6	3,09	0,77	119	121
Mai 83	24,2	3,9	5,3	0,5	3,0	3,2	2,3	2,6	8,33	0,89	473	221
Juin 83	19,8	1,6	3,9	0,5	1,8	0,8	1,3	0,8	5,01	0,31	233	262
Juillet 83	40,8	4,4	7,4	1,0	3,4	1,1	2,9	1,3	10,80	0,52	439	208

C₂₇

Mois	Protéines %	Lipides %	Sucres totaux %	Glycogène %	Cendres %	Protéines %	Lipides %	Sucres totaux %	Glycogène %	Cendres %
Novembre 82	16,0	4,5	2,6	0,9	12,7	18,7	4,1	2,6	0,8	13,8
Décembre 82	31,3	7,8	4,3	3,1	11,0	26,3	5,9	4,0	1,8	10,3
Janvier 83	18,4	9,8	2,3	0,8	8,7	17,3	8,7	2,0	0,9	9,2
Février 83	28,5	8,0	2,1	1,0	11,0	29,5	7,3	3,5	2,3	11,0
Mars 83	31,6	8,5	3,7	2,6	7,9	34,5	8,8	3,0	2,4	8,7
Avril 83	38,0	7,2	3,0	2,0	10,5	38,9	7,7	3,9	2,6	9,4
Mai 83	34,9	8,0	5,4	5,3	11,1	33,3	8,6	9,2	8,0	10,2
Juin 83	35,3	7,6	3,6	2,4	10,3	38,9	7,6	3,6	2,6	9,8
Juillet 83	41,0	6,9	3,5	2,8	10,9	40,4	7,3	3,4	2,9	10,7

C₃₁

Tableau 10 : Evolution de la composition biochimique de la chair des palourdes âgées de 1 an : valeurs absolues et valeurs relatives.

C₈

C₉

Mois		Protéines	Lipides	Sucres Totaux	Glycogène	Cendres	Protéines	Lipides	Sucres Totaux	Glycogène	Cendres
Novembre	82	25,0	4,8	4,3	2,6	14,0	27,9	6,0	8,0	4,5	11,5
Décembre	82	28,6	6,7	7,2	5,6	9,2	30,7	7,7	6,2	3,5	10,1
Janvier	83	26,5	7,6	7,3	6,2	8,4	20,4	8,1	6,1	5,1	9,0
Février	83	24,8	7,7	2,8	1,7	10,2	29,1	7,9	2,1	1,1	10,9
Mars	83	30,3	7,5	3,6	2,7	8,4	28,2	8,2	3,3	2,6	8,5
Avril	1	32,5	6,3	10,8	9,8	9,2	32,9	7,0	9,8	9,3	9,9
	2	32,1	6,7	10,0	9,0	9,3	34,5	6,7	8,7	8,3	10,2
	3	33,1	5,8	11,9	11,0	9,1	31,7	7,2	10,6	10,0	9,8
Mai	1	33,5	7,2	11,6	11,5	10,3	35,7	8,5	7,6	7,5	10,6
	2	32,4	7,1	12,0	12,0	9,5	34,4	7,7	8,0	7,8	10,5
	3	34,6	7,3	11,2	10,9	11,1	36,3	8,9	7,4	7,4	10,6
Juin	1	34,4	6,9	8,5	8,0	11,4	38,0	6,5	8,6	7,3	13,1
	2	36,2	6,8	8,0	7,4	11,5	38,8	6,6	7,8	7,1	12,7
	3	32,6	7,2	10,0	9,0	11,0	36,8	6,4	9,6	7,7	13,7
Juillet	1	33,4	8,5	5,4	4,1	10,0	36,7	7,3	5,7	5,1	10,2
	2	35,2	7,4	4,7	3,5	10,4	38,0	6,7	5,7	5,0	10,3
	3	32,5	9,0	5,6	4,5	9,8	35,4	7,8	5,6	5,2	10,1
Août	1	51,2	11,3	1,8	0,8	10,8	52,4	9,2	2,0	1,2	10,4
	2	50,7	8,6	1,8	0,9	11,4	51,3	9,0	2,4	1,8	11,1
	3	51,5	13,1	1,7	0,7	10,3	52,8	10,6	1,5	0,7	9,9
Septembre	1	50,73	10,1	2,1	1,3	11,6	49,44	8,9	3,7	2,9	10,4
	2	50,42	8,6	2,3	1,5	12,0	49,98	8,0	3,8	3,0	10,8
	3	51,2	16,10	1,5	0,7	10,9	48,93	9,9	3,6	2,9	9,9
	4	49,6	7,7	2,4	1,5	11,4	-	-	-	-	-

Tableau 11 : Evolution de la composition biochimique de la chair des palourdes âgées de 2 ans : valeurs relatives.

dosage utilisées (dosage de l'azote total par analyse CHN).

Plusieurs auteurs ont signalé les pics des protéines pendant la période de ponte chez divers mollusques : *Abra alba* (Ansell, 1974), *Macoma balthica* (Beukema et Bruin, 1977), *Ruditapes decussatus* et *Ruditapes philippinarum* (Beninger, 1982). Par ailleurs nous remarquons qu'il se produit peu de variations des protéines juste après la ponte (perte d'environ 2 % de protéines) alors que Holland (1978) in Beninger (1982) estime que la protéine est la deuxième composante principale des ovocytes des bivalves après les lipides. De même Beninger (1982) a remarqué une chute importante des protéines parallèlement aux lipides après la ponte.

Il se pourrait que la baisse constatée par Beninger soit due quasiment exclusivement à des protéines de structure des gamètes et que nous ne l'observons pas à cause des différences entre les estimations des protéines. Il est possible cependant qu'après la ponte, les mollusques se trouvant dans un état physiologique critique ne pouvant profiter de la nourriture présente dans le milieu, vont utiliser les protéines pour leur métabolisme. En effet les réserves en glycogène et en lipides sont pratiquement nulles pendant cette période. Les dosages des protéines juste après la ponte ne permettent pas de bien identifier les baisses enregistrées par ces auteurs.

. Lipides : Les teneurs en lipides ont varié entre 4,8 % et 11,3 % en C₈ ; 6 % et 9,2 % en C₉ ; 4,5 % et 9,8 % en C₂₇ et entre 4,1 % et 8,7 % en C₃₁ (fig. 23 et 24). Les moyennes annuelles sont respectivement de 7,7 % chez les palourdes de deux ans et 7,6 % (C₂₇), 7,3 % (C₃₁) chez les plus jeunes.

Les faibles valeurs en lipides sont enregistrées en novembre dans les quatre claires. Elles augmentent chez les jeunes palourdes pour atteindre un maximum en janvier puis se stabilisent pendant le reste de l'année autour de 8 %. Chez les palourdes de deux ans, après la montée en décembre, nous remarquons un palier entre janvier et mars puis une légère baisse en avril suivie d'une montée en mai. A partir de juin les lipides évoluent rapidement et atteignent un maximum en août. Une

légère baisse a été observée en septembre. Après la ponte, la teneur en lipides est passée de 10,1 % à 7,7 % soit une perte de 23,7 %. Suivant les sexes, les femelles, plus riches en lipides ont perdu 52,2 % contre 10,4 % pour les mâles.

Les lipides semblent jouer un rôle important dans la maturation des gonades (Swift et al., 1980). Les taux maxima en lipides correspondent bien à la période de ponte. Toutefois, il ne faut pas négliger le rôle des lipides en tant que réserve énergétique en dehors de la période de reproduction. Beninger (1982) observe une diminution des triacyglycérols et des phospholipides et estime que ces derniers en dehors de leur fonction de molécules de structure pour les membranes cellulaires constituent une forme de réserves pour les ovocytes. Beukema et De Bruin (1977) estiment chez *Macoma balthica* que les lipides, représentant 15 % du poids de chair sans cendre, fournissant 25 % de l'énergie de maintien pendant l'hiver. Walne (1970) montre que chez certaines populations, les lipides et le glycogène diminuent dans les mêmes proportions en hiver quand la nourriture est insuffisante. Dans les claires nous remarquons que pour les palourdes, les lipides ne diminuent que lorsqu'il y a épuisement du glycogène et des protéines, qui semblent les premiers à être utilisés pendant les périodes défavorables de croissance.

. Les sucres totaux et le glycogène : La teneur en sucres varie entre 1,8 % et 11,6 % en C₈ et 9,8 % en C₉ ; 2,1 % et 5,4 % en C₂₇ et entre 2 % et 9,2 % en C₃₁ (fig. 23 et 24). Les moyennes annuelles sont respectivement de 5,9 et 5,5 % en C₈ et C₉ pour les palourdes plus âgées et de 3,4 et 3,9 % en C₂₇ et C₃₁ pour les palourdes de 1 an.

L'évolution générale des sucres totaux montre de faibles valeurs chez les palourdes de un an (entre 2 et 4 %), seule une légère augmentation est observée en mai dans les deux claires. Par contre les variations sont beaucoup plus marquées chez les palourdes de deux ans. Deux pics, le premier en novembre - décembre et le deuxième plus important en avril - mai, suivis respectivement de chutes en février, juin, juillet et août. Les sucres totaux sont formés essentiellement de glycogène et le pourcentage des sucres libres varie entre 1 et 49 % chez les

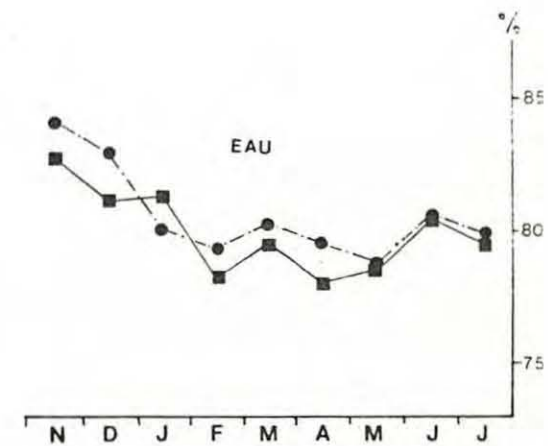
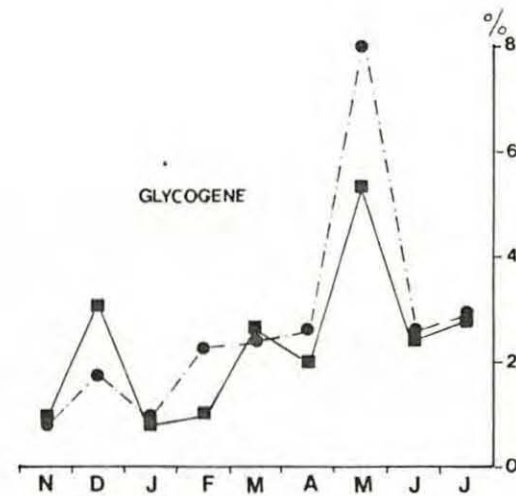
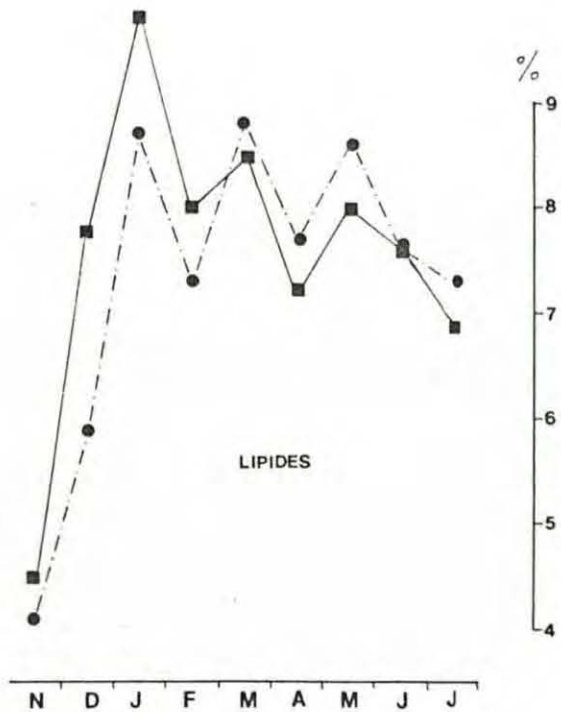
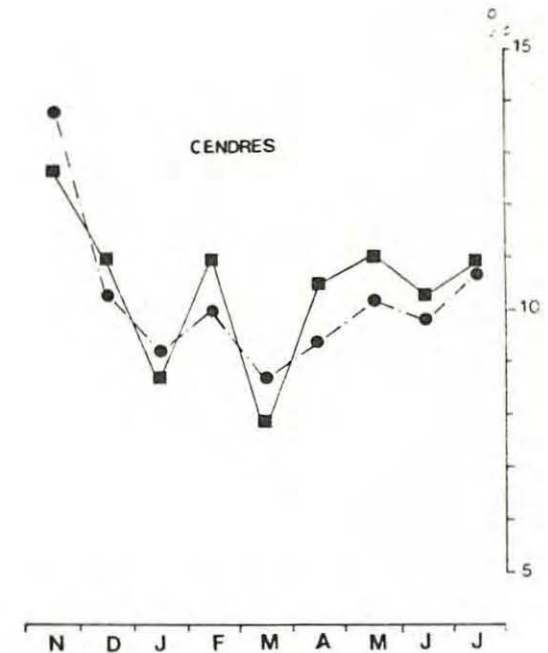
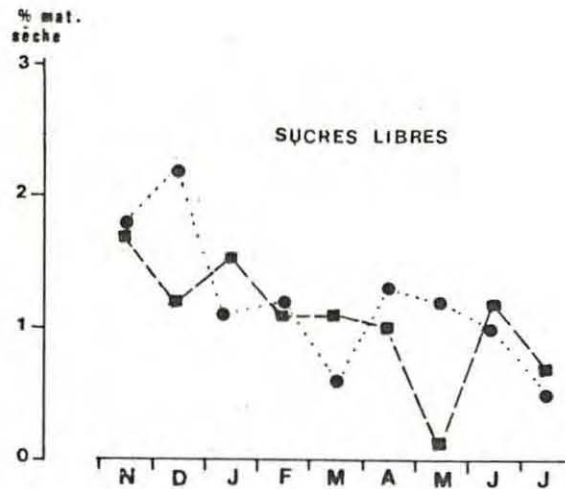
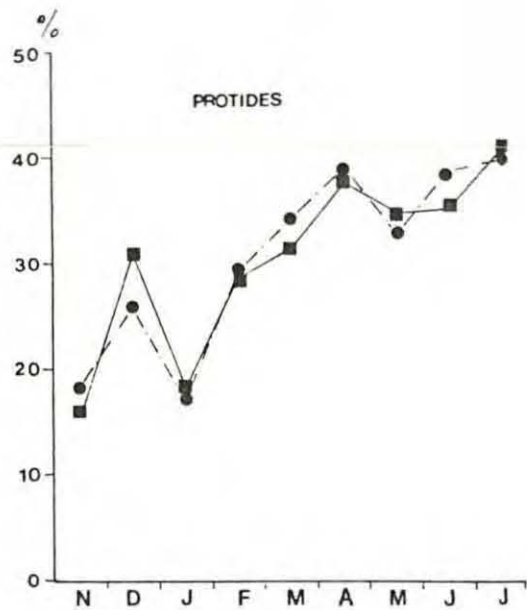


Figure 23 : Evolution de la composition biochimique de la chair de palourdes âgées de 1 an exprimée en pourcentage de chair sèche.

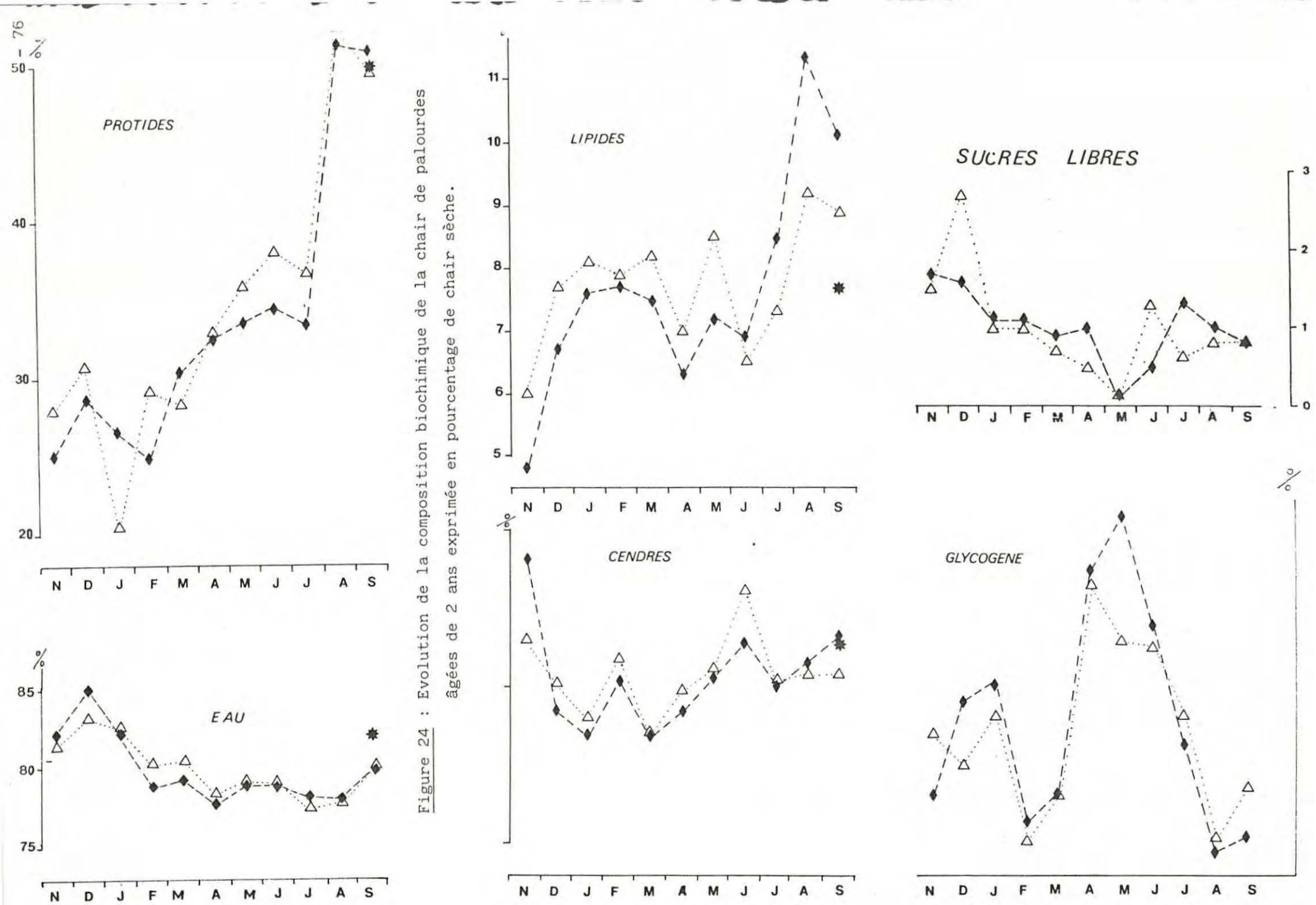


Figure 24 : Evolution de la composition biochimique de la chair de palourdes âgées de 2 ans exprimée en pourcentage de chair sèche.

palourdes de deux ans et entre 2 et 69,3 % chez les jeunes.

Par ailleurs les variations des sucres libres (fig. 23 et 24) sont inverses de celles du glycogène dont l'évolution annuelle est comparable à celle des sucres totaux avec des valeurs maximales de 11,5 % en C₈ (mai), 9,3 % en C₉ (avril), 5,3 % en C₂₇ (mai) et 8,0 % en C₃₁ (mai). Les valeurs les plus faibles sont de 0,8 % enregistrées chez les jeunes en janvier et chez les adultes en août.

Le glycogène, reconnu comme étant la réserve énergétique principale des bivalves (Giese, 1969) pendant les périodes d'insuffisance alimentaire et pendant la formation des gamètes (Gabott, 1975), évolue différemment chez les jeunes palourdes et les plus âgées. En effet, il semble qu'en période de repos sexuel (fin de l'automne) et en présence de nourriture suffisante, les réserves synthétisées des jeunes palourdes sont directement investies dans la croissance alors qu'elles sont stockées chez les palourdes âgées (fig. 24). Le glycogène constitue, d'ailleurs, en moyenne 75,9 % (C₈) et 77,4 % (C₉) des sucres totaux chez les palourdes de 2 ans alors qu'il ne représente que 56,7 % (C₂₇) et 57,5 % (C₃₁) chez les jeunes individus.

Par ailleurs, comme l'a fait remarquer Deslous-Paoli (1980) pour les huîtres, la teneur en glucides et en glycogène pendant la période la plus active de la gamétogénèse (août - septembre) est significativement supérieure chez les mâles par rapport aux femelles.

. Cendres : Le teneur en cendres de la chair sèche oscille entre 7,9 et 13,8 % chez les palourdes de 1 an et entre 8,4 et 14 % chez celles de 2 ans. Les valeurs les plus faibles ont été observées en janvier et mars, les plus fortes en novembre (fig. 23 et 24). L'évolution est semblable chez les deux classes d'âge. Toutefois, nous remarquons en période d'activité de gamétogénèse que les teneurs en cendres sont significativement supérieures chez les mâles par rapport aux femelles.

Beninger (1982) trouve pour la même espèce des teneurs qui varient entre 10,7 % et 20,2 % par rapport à la chair sèche et signale une diminution des cendres pendant la ponte. Il estime que l'augmentation des cendres pourrait être liée à celle de la proportion d'eau. Si

cette hypothèse paraît être vérifiée en période de ponte, elle ne l'est pas en période de repos sexuel et plus particulièrement en hiver. En effet, nous remarquons que les faibles teneurs en cendres de décembre et janvier correspondent aux teneurs les plus élevées en eau. Lee et al. (1960) relient les variations des cendres à celles de la salinité. Nous pouvons penser qu'à la suite des baisses de salinité, deux mécanismes se produisent chez les palourdes pour remédier à ces perturbations. D'une part, une diffusion ionique (perte d'ions inorganiques) et d'autre part une osmose provoquant une hydratation des cellules, les résultats des deux phénomènes entraînent une faible teneur en cendre et une forte teneur en eau pendant la période de décembre à janvier.

Contrairement à ce qu'ont pu remarquer Deslous-Paoli (1980) chez *Crassostrea gigas* et Beninger (1982) pour *Ruditapes philippinarum*, nous n'avons pas remarqué de variations du taux de cendres avant et après la ponte. En effectuant une différenciation des deux sexes, nous observons que les mâles subissent une diminution de 5 % du taux de cendres alors que celui des femelles augmente de 4,4 % ; ceci explique la stabilité de la teneur en cendres dans l'échantillon moyen.

. Teneur en eau : La teneur en eau varie entre 78 % et 84,2 % chez les palourdes de un an et entre 77,5 % et 55,1 % chez les palourdes de deux ans (fig. 23 et 24). Il apparaît que la teneur en eau varie peu au cours de l'année et seule l'augmentation en hiver nous semble être significative et peut être liée à la faible salinité du milieu. Par ailleurs nous remarquons qu'en période de ponte la teneur en eau augmente légèrement, cette hausse se poursuit après la ponte (80,6 % à 82,2 %).

B.4.1.2. Valeur absolue (tableaux 11 et 12)

Les valeurs absolues des différents composés biochimiques évoluent parallèlement au poids de la chair sèche aussi bien chez les jeunes palourdes que chez les plus âgées. Les mêmes constatations ont été déjà mentionnées par Deslous-Paoli (1980) pour *Crassostrea gigas* et Beninger (1982) pour *Ruditapes decussatus* et *Ruditapes philippinarum*.

Mois	Protéines	σ	Lipides	σ	Sucres	σ	Glycogène	σ	Cendres	σ	Eau	σ
Novembre 82	63,9	4,9	12,3	2,7	10,9	6,4	6,8	5,9	35,94	6,91	1229	519
Décembre 82	75,8	5,9	17,7	2,7	19,2	5,4	14,8	6,9	24,94	5,74	1362	400
Janvier 83	60,5	8,8	17,3	1,6	16,6	5,0	14,0	4,8	19,15	0,82	1132	460
Février 83	74,2	21,7	23,0	2,1	8,5	2,1	5,2	2,1	30,58	1,90	1051	308
Mars 83	92,0	12,4	22,9	3,6	11,0	4,4	8,1	3,7	25,47	4,07	1211	430
Avril 83	104,5	8,1	20,3	1,7	34,7	9,6	31,6	9,4	29,63	2,05	1101	212
Mai 83	123,0	10,1	26,6	2,4	42,7	9,7	42,1	10,0	37,84	5,68	1429	379
Juin 83	130,9	21,0	26,1	1,1	32,1	7,3	30,6	8,5	43,28	3,15	1487	330
Juillet 83	149,2	11,9	38,1	5,3	24,0	6,6	18,6	7,0	44,88	2,37	1693	354
Août 83	172,9	7,5	38,3	9,2	6,0	2,2	2,8	2,1	36,37	2,26	1205	260
Septembre 83	247,7	10,8	48,8	15,6	10,2	5,2	6,4	5,5	55,90	6,53	1976	631
*	177,5	14,4	27,8	1,9	8,6	2,6	5,3	2,4	40,74	2,75	1653	280

C₈

Mois	Protéines	σ	Lipides	σ	Sucres	σ	Glycogène	σ	Cendres	σ	Eau	σ
Novembre 82	90,5	13,0	19,5	2,3	19,4	3,0	14,7	3,1	37,3	4,0	1425	271
Décembre 82	73,7	6,7	18,5	2,4	14,9	3,2	8,5	4,7	24,4	5,6	1258	439
Janvier 83	43,6	13,8	17,3	1,3	13,0	3,5	10,8	3,9	19,3	1,6	911	461
Février 83	69,7	5,4	18,9	3,9	5,0	1,5	2,7	1,1	26,02	1,00	970	238
Mars 83	90,2	3,6	26,3	1,3	10,5	3,8	8,4	5,0	27,20	1,78	1330	407
Avril 83	124,3	12,3	26,4	3,2	37,3	14,0	35,1	14,7	37,57	3,21	1183	325
Mai 83	112,8	7,1	26,8	5,0	24,0	5,2	23,9	6,3	33,52	3,03	1232	224
Juin 83	133,1	11,7	22,8	2,3	30,0	10,2	25,8	9,1	45,95	5,67	1402	331
Juillet 83	157,3	15,4	31,2	3,1	24,2	8,0	21,9	7,5	43,78	2,18	1467	274
Août 83	220,0	17,4	38,6	5,2	8,4	2,3	5,0	1,8	43,68	4,51	1478	239
Septembre 83	204,7	14,3	37,6	5,9	15,6	5,3	12,1	5,0	43,22	5,71	1525	606

C₉

Tableau 12 : Evolution de la composition biochimique de la chair des palourdes âgées de 2 ans : valeurs absolues.

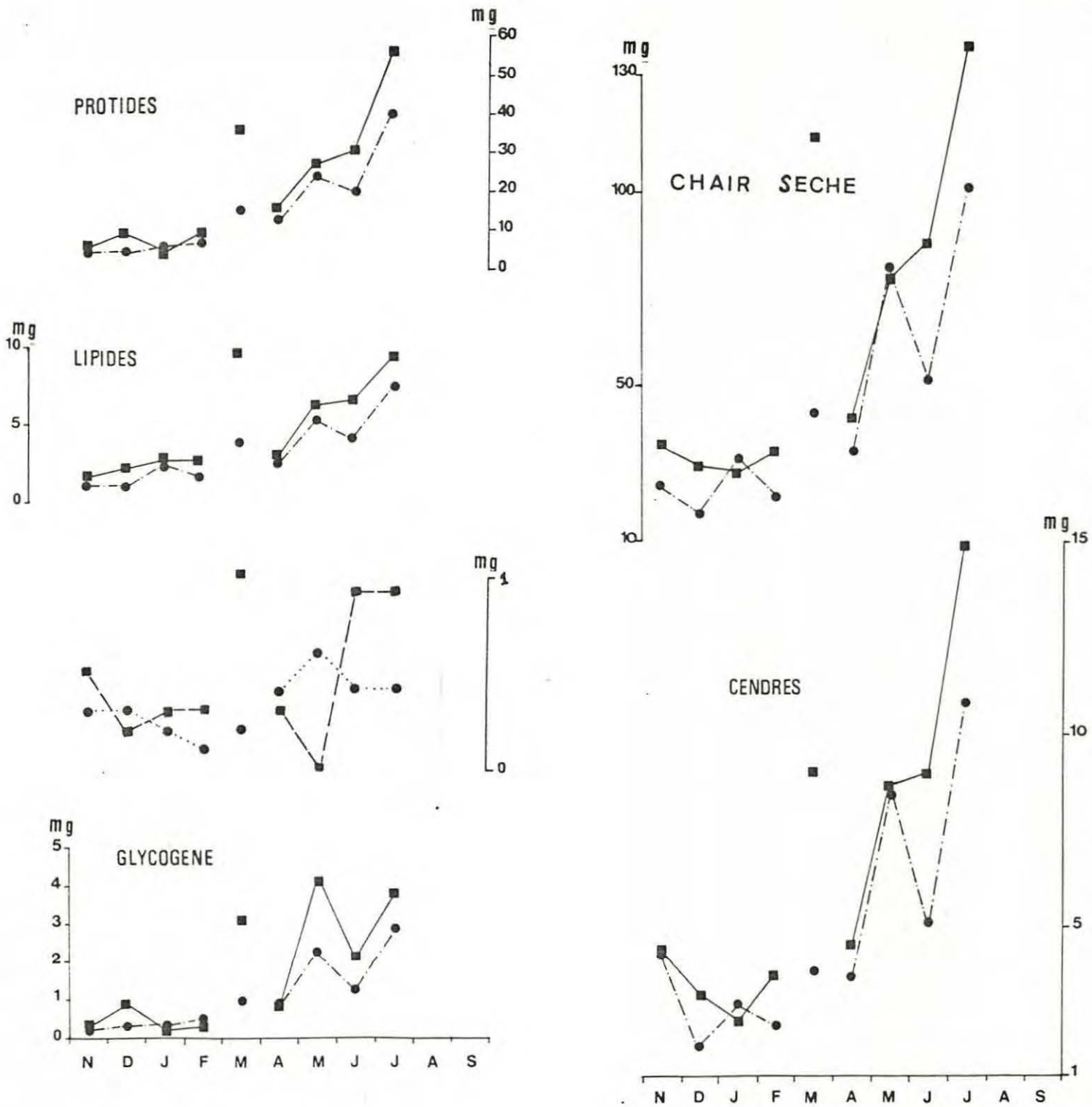


Figure 25 : Evolution de la composition biochimique de la chair des palourdes âgées de 1 an exprimée en valeur absolue.

- Palourdes de un an :

Le poids sec de chair ainsi que tous les composés sont restés pratiquement constants jusqu'en avril. Seule une légère baisse des cendres a été constatée en décembre et janvier. Une augmentation de la quantité de chair sèche, des cendres, des protéines et des lipides est enregistrée à partir de mai.

Par ailleurs les sucres totaux faibles jusqu'en avril (entre 0 et 1 mg) vont avoir un maximum en mai avec des valeurs proches de 5 mg puis une baisse en juin suivie d'une remontée en juillet.

Les teneurs en sucres libres sont relativement faibles et n'ont jamais dépassé 1 mg et par conséquent les sucres totaux sont essentiellement représentés par le glycogène.

L'augmentation du poids de chair sèche en mai et juin alors qu'il y a une diminution du glycogène semble être liée à la formation des gamètes chez les jeunes palourdes mais aussi à l'augmentation nette de la croissance. Toutefois nous pouvons remarquer que d'après les données en valeur absolue des composés biochimiques, les jeunes palourdes, pendant les cinq mois d'automne et d'hiver, n'ont eu aucune croissance et aucune évolution des constituants biochimiques plutôt à cause des faibles températures qu'à l'absence de nourriture. Par contre au printemps et en été la nourriture assimilée semble être directement utilisée pour la croissance. Aucun stockage des composés biochimiques n'a pu être décelé au cours de cette période.

- Palourdes de deux ans :

Après une baisse entre décembre et janvier, le poids moyen mensuel de chair sèche évolue régulièrement jusqu'à la fin de la période d'expérimentation. Un pic secondaire observé en avril en C₈ semble lié à l'échantillonnage.

L'évolution des composés biochimiques est semblable chez les deux populations de palourdes. La variation des protéines et des cendres est comparable à celle de la matière sèche avec une baisse en janvier et une montée régulière à partir de février.

Les lipides montrent une augmentation sur toute l'année qui s'accroît à partir de juin pour atteindre un maximum en septembre.

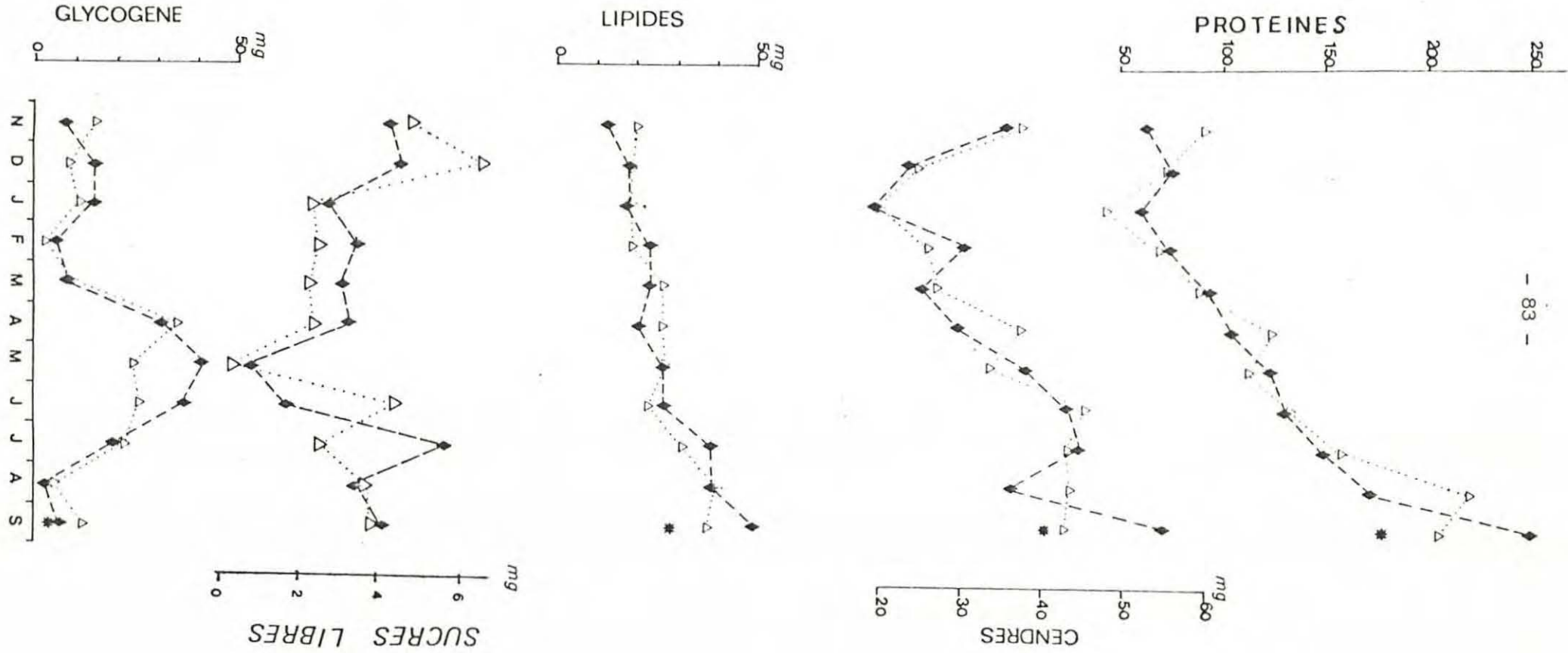
Les sucres totaux présentent deux pics, le premier en fin d'automne et le second, plus important, au printemps. Le glycogène évolue parallèlement aux sucres totaux et en forme la majeure partie. En effet, nous remarquons une baisse des sucres libres au cours des premiers mois d'expérimentation puis une remontée jusqu'en juillet suivie d'une légère baisse en août. A l'inverse le glycogène relativement élevé en décembre, baisse en février puis remonte à partir de mars pour atteindre un maximum en avril et mai puis rebaisse pour atteindre des valeurs minimales en août. Les valeurs absolues de la matière sèche sans cendre et des différents composés biochimiques avant et après la ponte des palourdes sont portées dans le tableau 13.

Valeur absolue en mg	avant ponte	après ponte	Pourcentage de perte %
Poids chair sans cendre	428,1	317,3	25,9
Protides	247,7	177,5	28,3
Lipides	48,8	27,8	43,0
Sucres totaux	10,2	8,6	15,7
Glycogène	6,4	5,3	17,2
Cendres	55,9	40,7	27,2

Tableau 13 : Influence de la ponte sur la composition biochimique des palourdes.

Ainsi l'émission des gamètes entraîne une forte perte en

Figure 26 : Evolution de la composition biochimique de la chair des palourdes âgées de 1 an, exprimée en valeur absolue.



1

Mois	C ₈	C ₉	C ₂₇	C ₃₁
Novembre	296	307	54	50
Décembre	261	244	43	42
Janvier	268	253	54	49
Février	337	298	57	60
Mars	NS	329	80	61
Avril	317	285	40	46
Mai	381	317	48	65
Juin	317	277	44	44
Juillet	322	343	39	48
Août	286	-	-	-
Septembre	365	283	-	-
*	257	-	-	-

2

Mois	C ₈	C ₉	C ₂₇	C ₃₁
Novembre	41	NS	7	7
Décembre	23	NS	5	4
Janvier	23	22	5	4,5
Février	33	32	6	6,6
Mars	NS	28	6	5,3
Avril	29	28	4	4,3
Mai	39	33	5	6,6
Juin	35	37	5	4,3
Juillet	33	35	4	5,1
Août	31	31	-	-
Septembre	42	30	-	-
*	28	-	-	-

3

Mois	C ₈	C ₉	C ₂₇	C ₃₁
Novembre	74	NS	10	NS
Décembre	76	NS	13	13
Janvier	68	54	7,7	7,9
Février	87	85	24,8	18,2
Mars	NS	92	24,6	20,6
Avril	103	93	15,2	17,0
Mai	130	113	17	21,8
Juin	NS	110	15,5	17,1
Juillet	NS	123	16,0	20,4
Août	146	NS	-	-
Septembre	182	144	-	-
*	135,4	-	-	-

4

Mois	C ₈	C ₉	C ₂₇	C ₃₁
Novembre	13,6	18	2,6	2,2
Décembre	17,1	NS	3,7	4,8
Janvier	20,1	19,5	4,4	2,3
Février	26,3	NS	4,4	4,4
Mars	NS	27,1	6,8	2,1
Avril	20,2	19,4	2,9	3,3
Mai	27,5	NS	4,1	5,3
Juin	22,4	17,9	2,4	3,3
Juillet	30	31,0	2,9	2,5
Août	31,4	31,8	-	-
Septembre	34,7	29,4	-	-
*	19,9	-	-	-

5

Mois	C ₈	C ₉	C ₂₇	C ₃₁
Novembre	12,1	17,9	1,1	NS
Décembre	20,3	NS	1,9	NS
Janvier	18,4	17,8	1,1	0,7
Février	7,7	6,0	1,0	2,7
Mars	NS	10,6	NS	1,8
Avril	NS	NS	1,1	1,6
Mai	21,9	24,0	2,1	3,6
Juin	NS	17,9	1,4	1,4
Juillet	NS	15,9	1,2	1,4
Août	NS	NS	-	-
Septembre	NS	NS	-	-

6

Mois	C ₈	C ₉	C ₂₇	C ₃₁
Novembre	6,2	13,0	0,5	NS
Décembre	15,3	NS	1,5	NS
Janvier	15,2	15,5	0,5	NS
Février	NS	NS	NS	2,6
Mars	NS	7,7	NS	1,5
Avril	NS	NS	NS	1,2
Mai	NS	22,9	1,7	3,1
Juin	27,9	15,4	NS	1,0
Juillet	NS	14,1	0,9	-
Août	NS	NS	-	-
Septembre	NS	5,5	-	-

7

Mois	C ₈	C ₉	C ₂₇	C ₃₁
Novembre	255	NS	47	43
Décembre	238	NS	38	38
Janvier	245	231	49	44,5
Février	304	266	51	53,4
Mars	310	301	44	50,2
Avril	278	257	36	41,7
Mai	343	284	43	58,4
Juin	282	240	39	39,7
Juillet	289	308	35	42,9
Août	255	275	-	-
Septembre	323	253	-	-
*	229	-	-	-

Tableau 14 : Evolution de la matière sèche (1), des cendres (2), des protéines (3), des lipides (4), des glucides (5), du glycogène (6) et de la chair sèche sans cendre (7) d'un animal standard (en valeur absolue).

lipides principalement mais aussi en sucres totaux et protéines.

Il semble donc qu'il y ait en automne un début de stockage des réserves en particulier du glycogène qui est directement utilisé en hiver. Pendant cette période les palourdes ont un métabolisme réduit et vivent sur leurs réserves, ce qui se traduit par une utilisation des protéines et du glycogène et par un amaigrissement au niveau de la chair alors que la nourriture est abondante mais que la température basse couplée à de fortes salinités ne permet pas la filtration. A partir du mois de mars le gain de poids de chair, surtout lié à la reproduction se traduit par une accumulation du glycogène qui participe à l'élaboration des gamètes riches en lipides, la chute du glycogène à partir de juillet coïncidant avec une hausse marquée des lipides confirme cette hypothèse.

B.4.1.3. Animal standard

L'utilisation d'un animal standard permet de mettre en évidence l'évolution des différents composés biochimiques liée aux variations saisonnières tout en éliminant les variations dues à la croissance.

Les valeurs absolues exprimées en milligrammes de l'animal standard (tableau 14) montrent pour certains prélèvements que l'hypothèse d'avoir une corrélation entre le poids de la coquille et certains composés n'est pas très significative au seuil de 5 %. En effet pour des poids de coquille proches nous observons des poids de chair et des composés biochimiques (en particulier le glycogène) très différents. Cependant compte-tenu des variabilités des échantillons nous pensons que les résultats devraient être traités avec précautions. Toutefois, nous remarquons que les teneurs en protéines, lipides et cendres évoluent parallèlement à la matière sèche. Par ailleurs à la ponte l'animal standard perd 29,6 % de chair sèche, 25,6 % des protéines, 42,6 % des lipides et 33,3 % des cendres. Les pertes en sucres totaux et glycogène n'ont pu être déterminées.

B.4.2. Teneur énergétique de la chair

L'étude de la teneur énergétique est souvent calculée à partir

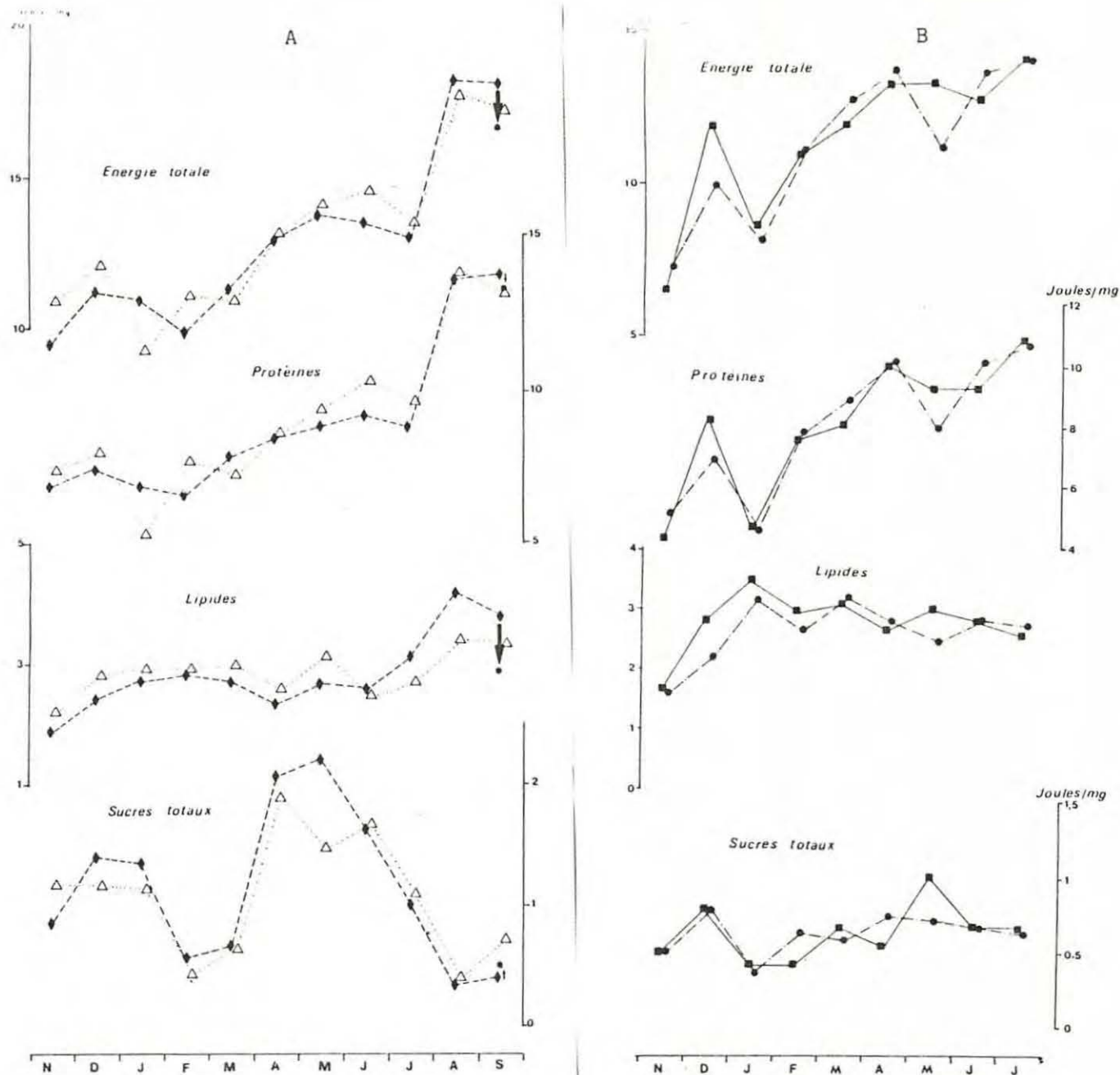


Figure 27 : Teneur énergétique de la chair estimée à partir de la composition chimique des palourdes : A : âgées de 2ans ; B : âgées de 1 an.

Mois	Claire C ₈	Claire C ₉	Claire C ₂₇	Claire C ₃₁
Novembre	220,0	286,7	29,7	20,7
Décembre	240,7	215,6	25,8	15,2
Janvier	208,8	194,7	25,6	28,1
Février	268,4	213,0	29,4	18,7
Mars	278,5	292,8	105,0	39,3
Avril	291,4	340,4	37,6	29,9
Mai	329,1	282,5	69,4	71,7
Juin	336,7	304,0	73,0	46,0
Juillet	402,1	384,2	122,0	90,2
Août	301,6	376,3	-	-
Septembre	438,1	370,8	-	-
*	327,0	-	-	-

	A								B							
	Protéines (1) (2)		Lipides (1) (2)		Glucides (1) (2)		Total (1) (2)		Protéines (3) (4)		Lipides (3) (4)		Glucides (3) (4)		Total (3) (4)	
Novembre	6,86	7,44	1,84	2,21	0,84	1,17	9,53	10,82	4,30	5,14	1,67	1,59	0,50	0,50	6,48	7,23
Décembre	7,44	8,07	2,42	2,80	1,38	1,17	11,24	12,16	8,23	6,98	2,80	2,17	0,79	0,79	11,83	9,95
Janvier	6,85	5,27	2,72	2,93	1,34	1,13	10,91	9,32	4,68	4,51	3,47	3,18	0,42	0,37	8,57	8,07
Février	6,52	7,73	2,80	2,93	0,54	0,42	9,86	11,08	7,56	7,82	2,93	2,63	0,42	0,63	10,91	11,08
Mars	7,82	7,28	2,72	2,97	0,67	0,63	11,20	10,87	8,11	8,90	3,05	3,18	0,67	0,58	11,83	12,66
Avril	8,48	8,61	2,30	2,55	2,05	1,88	12,83	13,04	10,03	10,11	2,63	2,76	0,54	0,75	13,21	13,63
Mai	8,82	9,44	2,67	3,13	2,21	1,46	13,71	14,04	9,24	7,98	2,97	2,42	1,04	0,71	13,25	11,12
Juin	9,19	10,32	2,55	2,47	1,63	1,67	13,38	14,46	9,28	10,16	2,76	2,80	0,67	0,67	12,71	13,63
Juillet	8,78	9,65	3,13	2,67	1,00	1,08	12,92	13,42	10,87	10,66	2,55	2,72	0,67	0,63	14,09	14,00
Août	13,50	13,79	4,18	3,38	0,33	0,38	18,06	17,56								
Septembre	13,67	13,04	3,76	3,30	0,42	0,71	17,85	17,05								
*	13,21	-	2,88	-	0,46	-	16,55	-								

Tableau 15 : Teneur énergétique moyenne estimée à partir des dosages biochimiques exprimés en joules par mg de chair sèche sans cendre.

A : palourdes âgées de 2 ans

B : palourdes âgées de 1 an

des dosages des protéines, lipides et glucides en se servant de facteurs de conversion établis pour ces composés biochimiques (Brody, 1945 ; Ansell, 1972 ; Beukema et De Bruin, 1979). Parallèlement la valeur énergétique de la chair peut être directement mesurée par microcalorimétrie en brûlant une quantité de chair (environ 10 mg) dans une bombe calorimétrique. Ces deux méthodes, rarement utilisées ensemble (Héral et Deslous-Paoli, 1983); ont été effectuées pour ce travail. La méthode calorimétrique est réalisée sur deux claires seulement : les claires C₈ et C₂₇.

B.4.2.1. Teneur énergétique de la chair calculée à partir des données biochimiques

La valeur énergétique évolue entre 9,32 et 18,06 joules/mg de chair sèche sans cendre pour les palourdes de deux ans et entre 6,48 et 14,09 joules/mg pour celles de un an (tableau 15, fig. 27). La moyenne annuelle est de 13,17 (C₈) et 13,07 (C₉) joules/mg pour les palourdes âgées et de 11,43 (C₂₇), 11,26 (C₃₁) joules/mg pour les jeunes. Les valeurs énergétiques les plus faibles dans les quatre claires ont été enregistrées aux mois de novembre et janvier ; les plus fortes en août pour les palourdes âgées et en juillet (dernier prélèvement) pour les plus jeunes.

En hiver, plus particulièrement de décembre à janvier, la perte relative d'énergie est de 19 % (C₃₁), 27,5 % (C₂₇), 23,3 % (C₉) et 2,9 % (C₈). Ainsi nous pouvons considérer que l'énergie de maintien de la croissance en hiver oscille entre 12,3 et 23,3 % pour les palourdes de 2 ans et entre 19 et 27 % pour les plus jeunes.

Le tableau 16 montre qu'en hiver les jeunes palourdes ont utilisé 50 % des sucres et 35 - 43 % des protéines, parallèlement les adultes ont utilisé 3 % des sucres, 8 à 35 % des protéines. A l'inverse il y a formation de lipides chez les deux générations de palourdes.

Par ailleurs, à la ponte on note pour la palourde une diminution de 8,3 % de la valeur calorifique de la chair. On peut estimer le poids moyen des gamètes mâles et femelles ainsi que la composition biochimique et les valeurs énergétiques correspondantes (tableau 17). Les gamètes femelles plus énergétiques (5,7 joules/mg) que celles des mâles (4,0

joules/mg) sont surtout riches en lipides (32,9 % de la matière organique) et ne renferment pas de sucres. La richesse en lipides des ovules semble être liée à leur pouvoir de flottaison et surtout à la réserve vitelline alors que chez les mâles la teneur en sucres des spermatozoïdes pourrait être en rapport avec leur mobilité qui nécessite des réserves énergétiques importantes.

	Protéines	Lipides	Sucres	Total
Claire C ₈	-7,9 (-12,3)	+ 12 (+ 15)	-2,9 (- 60)	-2,9 (-12,3)
Claire C ₉	- 37,7	+ 4,6	-3,3	-23,3
Claire C ₂₇	- 43	+ 23,9	-46,8	-27,5
Claire C ₃₁	-35,3	+ 46,5	-53	-19

Tableau 16 : Variation en pourcentage de l'énergie de maintien entre le mois de décembre et le mois de janvier.
() Moyenne incluant le mois de février.

B.4.2.2. Teneur énergétique mesurée par microcalorimétrie.

La teneur énergétique de chair sèche sans cendre évolue entre 11,68 joules mg⁻¹ et 19,18 joules mg⁻¹ chez les palourdes de 1 an et entre 17,07 et 20,93 joules mg⁻¹ chez celles de deux ans (tableau 19). La moyenne annuelle est de 16,96 joules mg⁻¹ chez les jeunes et 18,38 joules mg⁻¹ chez les plus âgées.

La teneur énergétique de la chair mesurée par la méthode calorimétrique varie peu au cours de l'année sauf en période de ponte où la valeur calorique est à son maximum.

Composition biochimique et valeur énergétique correspondante																		
	poids moyen estimé des gamètes (mg)	Protéines				Lipides				Sucres				Cendres		Total		
		poids mg	%	joules mg ⁻¹	%	poids mg	%	joules mg ⁻¹	%	poids mg	%	joules mg ⁻¹	%	Cendres	%	poids mg	%	joules mg ⁻¹
mâle	98	52,2	53,3	3,0	74,9	11,6	11,9	0,9	23	1,8	1,9	0,07	2,5	13,9	14,2	79,5	81,3	4,0
female	179	97,4	54,4	3,1	54,2	58,9	32,9	2,6	45,7	0	0	0	0	17,6	9,8	173,9	97,1	5,7

Tableau 17 : Composition biochimique et valeur énergétique calculée des gamètes mâles et femelles.

	Avant la ponte		Après la ponte
	mâles	femelles	
Poids moyen de chair sans cendre mg	407,4	492	317,3
Energie (joules.mg ⁻¹)	20,27	21,19	20,24
poids perdu à la ponte	90,1	174,7	-
%	22,1	35,5	-
Valeur énergétique d'un individu moyen (joules)	8 258	10 425	6 422
Valeur énergétique (joules.mg ⁻¹)	20,37	22,91	-
Pourcentage de l'énergie perdue par reproduction (%)	22,2	38,4	-

Tableau 18 : Valeur énergétique des gamètes déterminée par des mesures microcalorimétriques.

Mois	Palourdes de 2 ans		Palourdes de 1 an	
	Valeurs énergétiques joules mg ⁻¹ (microcalorimètre)	Valeurs calculées joules mg ⁻¹ (dosage biochimique)	Valeurs énergétiques joules mg ⁻¹ (microcalorimètre)	Valeurs calculées joules mg ⁻¹ (dosage biochimique)
Novembre	17,10 (0,45)	9,53	19,03 (3,16)	6,48
Décembre	18,50 (0,25)	11,24	11,68 (4,77)	11,83
Janvier	18,97 (0,59)	10,91	17,72 (0,25)	8,57
Février	17,36 (1,06)	9,86	16,58 (1,85)	10,91
Mars	17,53 (0,10)	11,20	16,73 (1,18)	11,83
Avril	17,07 (1,81)	12,83	18,01 (0,54)	13,21
Mai	18,90 (2,66)	13,71	19,18 (2,51)	13,25
Juin	16,53 (2,01)	13,38	15,97 (2,44)	12,71
Juillet	16,70 (0,15)	12,92	17,79 (0,50)	14,09
Août	20,93 (1,01)	18,06	-	-
Septembre	20,84 (0,78)	17,85	-	-
*	20,24 (0,8)	16,55	-	-

Tableau 19 : Comparaison entre les valeurs énergétiques mesurées par microcalorimètre et celles calculées à partir des dosages biochimiques pour des palourdes âgées de 1 an et de 2 ans.

Les valeurs énergétiques des palourdes avant et après la ponte sont déterminées selon les sexes (tableau 18) et les valeurs de 20,37 joules mg^{-1} (4,87 cal mg^{-1}) pour le sperme et 22,91 joules mg^{-1} (5,48 cal mg^{-1}) pour les ovocytes en sont déduites.

Ainsi, l'utilisation en parallèle des deux méthodes de détermination de la valeur énergétique de la chair montre que les estimations par les dosages biochimiques sont inférieures, résultats qui sont en partie liés aux méthodes de dosages employées. Ainsi nous obtenons pour les gamètes, des valeurs caloriques de 4 joules pour les spermatozoïdes de 5,7 joules mg^{-1} pour les ovocytes contre 20,37 joules mg^{-1} et 22,91 joules mg^{-1} par des mesures microcalorimétriques soit 5 fois moins pour les gamètes mâles et 4 fois moins pour les femelles. Notons enfin que les valeurs de la chair mesurées par microcalorimétrie sont proches de celles rencontrées dans la littérature (tableau 20).

Espèces	Valeur énergétique moyenne de chair sèche sans cendre		Auteurs
	cal. mg^{-1}	joules mg^{-1}	
<i>Mercenaria mercenaria</i>	5,235	21,882	THAYER <i>et al.</i> , 1973
<i>Mytilus edulis</i>	5,006	20,925	
<i>Ostrea edulis</i>	5,206	21,761	RODHOUSE, 1978
<i>Macoma baltica</i>	5,47	22,864	BEUKEMA <i>et DE BRUIN</i> , 1979
<i>Mytilus galloprovincialis</i>	5,379	22,484	MACHADO, 1979
<i>Crassostrea gigas</i>	4,85	20,273	HERAL <i>et DESLOUS-PAOLI</i> , 1983

Tableau 20 : Valeur énergétique de différents mollusques lamellibranches.

CONCLUSION :

Malgré un suivi attentif de l'éleveur surtout aux mois de décembre et janvier où les salinités ont chuté au dessous de 10 ‰, la

croissance hivernale a été très faible. Sur les neuf premiers mois d'expérimentation, l'accroissement en longueur est de l'ordre de 9 mm pour les palourdes de 1 an et de 5 mm pour celles de deux ans. Sur les six premiers mois, la croissance est nulle et les palourdes n'ont donc pas profité des fortes productions phytoplanctoniques hivernales. Les baisses de température et surtout des salinités ont eu un effet négatif sur la physiologie de la filtration et de la nutrition. Les dépenses métaboliques sont cependant réduites durant toute la période hivernale.

Les palourdes ont présenté un début de gamétogénèse précoce (début février) liée à la douceur du printemps (Lubet, 1976) mais très étalée dans le temps jusqu'en septembre, phénomène inhabituel chez les palourdes qui sont généralement considérées comme des animaux à courte période de reproduction.

Au niveau de la composition biochimique de la chair, les variations au cours des premiers mois d'expérimentation montrent une chute de la teneur en protéines puis de celles des sucres et plus particulièrement du glycogène alors que les teneurs en lipides sont restées constantes. Il semble donc qu'en période de jeûne, ce soient les protéines qui sont utilisées les premières. Les baisses de glycogène chez les palourdes de deux ans sont surtout liées à la reprise de la gamétogénèse. Ces observations concordent avec les résultats obtenus par Baghiguan (1983) sur des palourdes du genre *Venerupis decussata*. Cet auteur montre que dès les premiers jours de jeûne les palourdes utilisent de façon préférentielle les protéines de réserves. Au cours de la seconde semaine, les rapports O/N indicateurs de la nature du substrat métabolique oxydé à des fins énergétiques, augmentent rapidement ce qui semble être lié à une oxydation des lipides de réserves. A partir du 15ème jours ce sont de nouveau les protéines qui sont utilisées et seulement à partir du 34ème jour les glucides semblent être oxydés pour des fins métaboliques.

En début d'été et jusqu'à la fin de l'expérimentation, la croissance reprend aussi bien chez les adultes que chez les jeunes palourdes. Ces dernières présentent des écarts-types des distributions de longueur très élevés à partir du mois de mai, mais ne montrent pas de différences significatives entre les deux densités d'élevage.

Ainsi pour les palourdes de première année, les deux densités testées (90 m^2 et 50 m^2) évoluent de la même manière ce qui semble être la preuve que la charge maximale n'est pas atteinte, cependant l'augmentation des variances de taille des palourdes indique qu'il serait souhaitable, pour avoir des lots homogènes, que l'éleveur effectue un tri à la fin de cette première année d'élevage à la période où il dédouble les densités, ceci sous-entend que la technique de prégrossissement employée permette une récolte aisée.

En ce qui concerne les palourdes plus âgées, à cause des mortalités hivernales, nous avons suivi deux claires dont les densités en élevage sont très proches les unes des autres (71 m^{-2} à 83 m^{-2}) n'induisant pas de différence de croissance qui reste cependant inférieure à celle constatée sur l'estran (De Kergariou *et al.*, 1982) et dans les claires (programme ANVAR).

La croissance pratiquement nulle pendant les six premiers mois d'expérimentation aussi bien chez les adultes que les jeunes palourdes laisse penser que cette défaillance est due aux conditions défavorables hivernales et à l'absence de poussée phytoplanctoniques printanière importante.

Chapitre III

Relations milieu - palourdes

CHAPITRE III : RELATIONS MILIEU - PALOURDES.

La qualité des palourdes et des mollusques en général est estimée par la quantité de chair, que renferme la coquille. Par ailleurs, la détermination des composés biochimiques donne des renseignements sur l'état physiologique du mollusque. En effet, pendant les périodes défavorables de croissance des chutes des protéines et des sucres ont été observées, de même au cours de la formation des gamètes, les teneurs en lipides augmentent alors que celles du glycogène chutent.

Dans ce chapitre, nous essayons de mettre en évidence, l'évolution des composés biochimiques des palourdes en fonction des variations saisonnières de différents paramètres climatiques, physicochimiques et biologiques de l'eau et de la vase.

Les paramètres étudiés sont donc les protéines, lipides et glycogène de palourdes de la claire C_8 et les différents paramètres relatifs au milieu (claire C_8) étudiés au chapitre 1 et qui pourront être susceptibles d'avoir une influence sur la composition biochimique des palourdes *Ruditapes philippinarum*.

Technique de calcul

. Analyse factorielle de correspondance :

L'analyse mathématique consiste à appliquer sur la matrice d'inter-relation claire-palourdes une analyse factorielle de correspondances qui est utilisée essentiellement dans l'interprétation des tableaux de dépendance. Elle permet de visualiser sur un graphique l'évolution des différents paramètres dans le temps. Il faut noter pour l'interprétation des graphiques que la distance entre deux points, telle qu'elle apparaît sur le plan formé par les axes, est l'image après projection de la distance entre les distributions des points dans l'espace. Ainsi deux variables sont d'autant plus corrélées que leurs projections représentatives sont proches l'une de l'autre et qu'ils sont éloignés de l'origine.

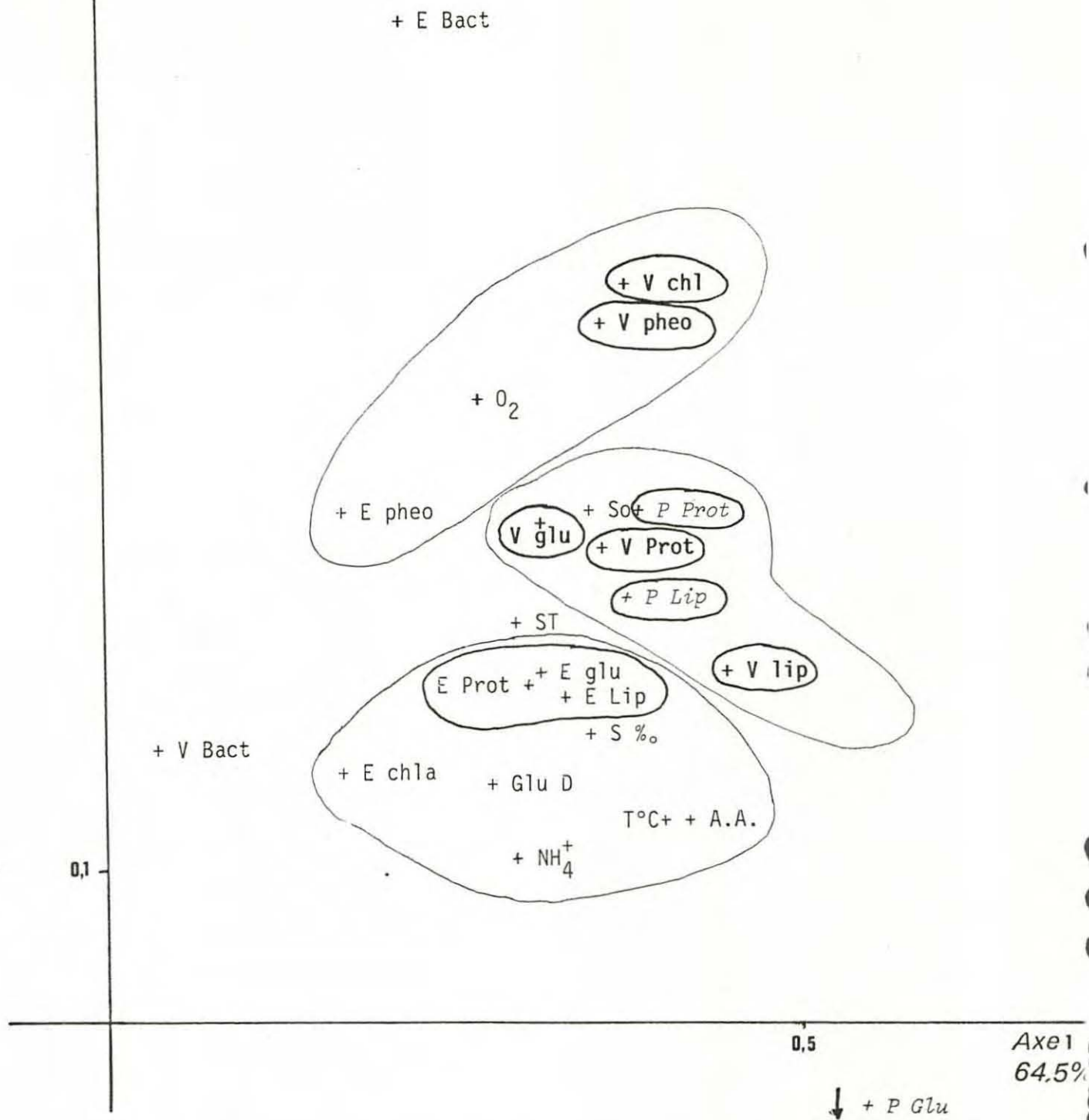


Figure 28 : Analyse factorielle des correspondances axe 1 - 2 .

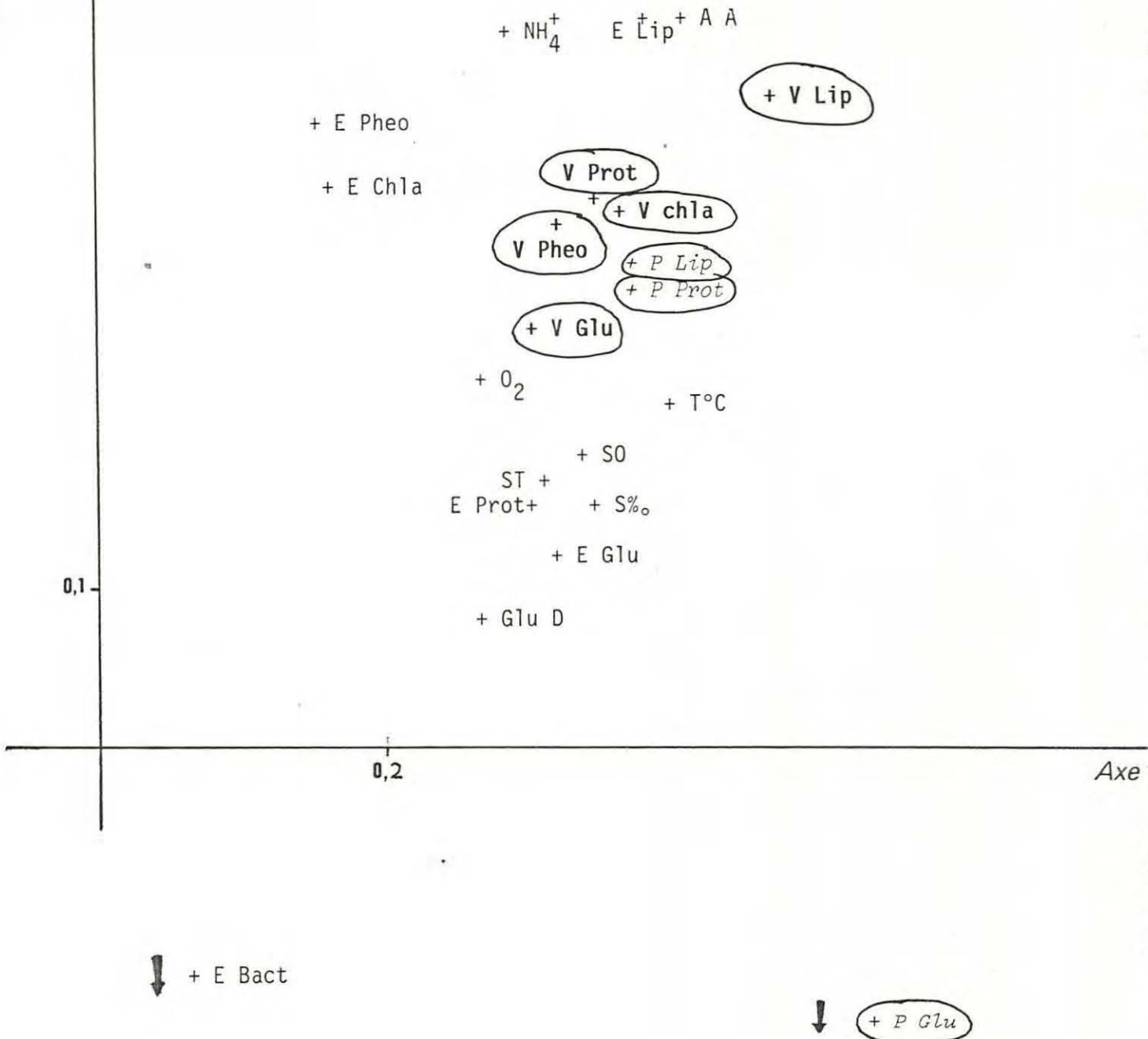


Figure 29: Analyse factorielle des correspondances axe 1 - 3.

. Corrélation

Après avoir dressé une matrice des coefficients de corrélation de Bravais et Pearson, il a été testé l'existence de corrélations multiples significatives entre certaines variables surtout celles qui paraissent, dans les analyses factorielles de correspondances, être plus ou moins étroitement liées.

Résultats

Le pourcentage d'inertie expliqué par les trois axes est de 95,5 %, le long du premier axe, qui explique 64,5 %, trois types de nuages méritent d'être signalés, le premier formé par les composés biochimiques de l'eau qui semblent être relativement corrélés avec la salinité. Le deuxième, groupant les éléments biochimiques de la vase et semble être lié au seston organique et aux protéines et lipides des palourdes. Par contre, de part leur position éloignée, la contribution relative des glucides des palourdes à l'inertie expliquée par l'axe 1 ne peut pas être définie. La troisième plage des nuages renferme les points chlorophylles et phéopigments de la vase qui semblent corrélés surtout avec l'oxygène (fig. 28).

Les axes 2 et 3 qui expliquent respectivement 18 % et 13 % de l'inertie totale confirment les liens observés le long de l'axe 1, en particulier le lien entre protéines et lipides des palourdes et les éléments biochimiques de la vase (fig. 29).

Parallèlement l'étude des coefficients de corrélation (tableau 21) entre les paramètres étudiés pris deux à deux et au seuil de signification de 95 % montre la corrélation inverse des chlorophylles a et phéopigments de la vase avec les différents paramètres de l'eau, ceci pourrait être dû au fait que lorsqu'il se produit une remise en suspension de l'interface eau-sédiment, le sédiment perd un certain nombre d'éléments qui sont par contre gagnés par la colonne d'eau. De plus on constate la confirmation des relations entre les teneurs en protéines, lipides des palourdes et celles de la vase déjà observée par les analyses factorielles de correspondances. Par contre, le lien entre les composés biochimiques de l'eau et la salinité prédéfinie par les analyses fac-

	T°C	S % _o	NTU	Ac A	Glu. P	ST	SM	E chl	E pheo	E Prot	E lip	E gluc	V chl	V pheo	V Prot	V lip	V gluc
T°C																	
S % _o	0,94																
NTU																	
Ac A	0,88	0,78															
Glu P.			0,81														
ST			0,99		0,86												
SM			0,99		0,85	0,99											
E chl			0,75			0,70	0,74										
E pheo								0,96									
E prot			0,91		0,97	0,94	0,93	0,62									
E lip	0,71			0,73													
E gluc			0,91		0,92	0,94	0,93		0,98								
V chl			-0,80		-0,87	-0,81	-0,82	-0,79	-0,69	-0,89		-0,83					
V pheo								-0,65		-0,72		-0,72	0,89				
V prot	0,79			0,89							0,86						
V lip	0,85	0,88		0,88													
V gluc					0,84					0,74			-0,83				
P Prot	0,94	0,87		0,84							0,82				0,78	0,85	
P lip	0,95	0,91		0,75							0,77				0,75	0,71	0,90
P gluc																	
P chair									-0,68	-0,66			0,75				-0,76

Tableau 21 : Matrice des coefficients de corrélation, seuls les coefficients significatifs au seuil de 95 % sont indiqués.

torielles ne semble pas être confirmé par les corrélations. Enfin notons qu'aucune corrélation n'a pu être définie entre les glucides des palourdes et le reste des paramètres étudiés car par voie métabolique interne, en période de reproduction, ils sont très rapidement transformés en lipides pour la constitution des gamètes. Par contre les constituants biochimiques dominants des palourdes (protéines et lipides) dépendent étroitement de la température et de la salinité. Aussi le métabolisme hivernal est ralenti principalement par les faibles valeurs de ces deux paramètres induisant un amaigrissement de la chair. De même ils sont corrélés avec les teneurs en acides aminés dissous, les concentrations des lipides particuliers de l'eau mais aussi avec les protéines, les lipides et glucides de la vase.

Enfin notons que la quasi totalité du suivi a été effectuée en période de reproduction, or d'après Ansell et Bodoy (1980) lorsque le facteur alimentaire n'est pas limitant, la reproduction des mollusques ne semble pas être en relation directe avec les fluctuations de l'échelon primaire. Ainsi contrairement aux récents travaux de Bodoy et Plante-Cuny (à paraître) nous n'avons pu mettre en évidence des corrélations significatives entre la biomasse chlorophyllienne de l'eau et de la vase d'une part et l'accroissement en taille et les teneurs des glucides des palourdes d'autre part. Cependant, sur nos observations nous avons constaté le fait que les teneurs en lipides particuliers, élément le plus énergétique du phytoplancton, sont corrélés avec les compositions biochimiques des palourdes et comme le signalent Bodoy et Plante-Cuny chez *R. decussatus* et Héral *et al.* (à paraître) pour *Crassostrea gigas*, la matière organique de l'interface d'origine phytobenthique peut jouer un rôle trophique important chez les mollusques filtreurs.

Chapitre IV

Bilans énergétiques

CHAPITRE IV : BILANS ENERGETIQUES

Après avoir suivi l'évolution des facteurs hydrobiologiques et biochimiques dans les claires et parallèlement la croissance, la reproduction et les variations des composés biochimiques des palourdes qui les peuplent et après l'approche succincte des relations trophiques entre les palourdes et le milieu, nous essayons dans ce dernier chapitre d'établir un bilan énergétique global.

L'étude est faite sur la claire C_g , supposée la plus chargée en mollusques, et porte sur six mois d'expérimentation (février - juillet 1982).

L'équation générale d'un bilan énergétique d'une population de palourdes peut s'écrire $A = P + R = C - (F + U)$ (Lucas, 1982) avec A = assimilation, P = production, R = respiration, C = nourriture consommée, F = fèces et U = excrétion azotée. La production se décompose en $P = P_g + P_r + P_s$ avec P_g = croissance tissulaire, P_r = reproduction et P_s = sécrétion du mucus et de la matière organique de la coquille.

Dans la pratique et in situ, il est difficile de déterminer F et U et on se limite donc à l'équation $A = P + R$. De même, au niveau de la sécrétion dans l'impossibilité d'évaluer la part énergétique dépensée pour la formation du mucus, nous considérons que P_s est égale à l'énergie dépensée pour la formation de la coquille. Pour établir les relations palourdes-milieu tous les résultats sont exprimés sous forme de bilan journalier.

D.1. Au niveau de l'eau et du sédiment :

Selon Widdows (1979), la somme des constituants biochimiques de la matière organique représente une estimation de la nourriture potentielle susceptible d'être utilisée par les mollusques filtreurs.

La valeur trophique des claires est donc estimée d'une part par la somme des acides aminés, glucides dissous, protides, lipides et glucides particuliers et des bactéries au niveau de l'eau et par les protides, lipides, glucides et bactéries au niveau de la couche superficielle du sédiment.

Les coefficients de conversion de Brody (1945) ont été appliqués sur les protéines, lipides et glucides (voir chapitre 1). Pour les chlorophylles et les phéopigments, la relation carbone = 60 chlorophylles a (Strickland, 1960) est utilisée et il lui est ensuite appliqué le coefficient de $11,4 \text{ cal-mg}^{-1}$ relatif au carbone organique (Platt et Irvin, 1973). Pour les bactéries, nous avons utilisé l'estimation de Ferguson et Rublee (1976) : une bactérie correspond à une valeur calorifique de $7,8 \cdot 10^{-15}$ de carbone. Puis nous avons appliqué le coefficient de Salonen *et al.* (1976) qui est de $10,97 \text{ cal-mg}^{-1}$ de carbone (Héral *et al.*, 1983). Enfin Elliot et Devison (1975) ont établi des valeurs énergétiques de 12 acides aminés sur lesquels nous avons effectué une moyenne de $902 \text{ Kcal-mole}^{-1}$ (écart-type = 215,0).

D.1.1. Matière organique dissoute

- Acides aminés : La teneur en acides aminés faible au cours des trois premiers mois atteint des valeurs maximales en juin avec $36,9 \text{ Kjoules m}^{-3}$, elle représente entre 11 et 47 % de l'énergie totale de l'eau avec une moyenne de 19 % sur les six mois (tableau 22).

- Glucides : Ils représentent en moyenne 58 % de l'énergie totale. Les valeurs les plus fortes ont été enregistrées en avril ($66,8 \text{ Kjoules m}^{-3}$), en juin ($82,2 \text{ Kjoules m}^{-3}$) et en juillet ($121,6 \text{ Kjoules m}^{-3}$) (tableau 22).

D.1.2. Matière organique particulaire

Le somme des protéines, lipides et glucides constitue en moyenne 16 % de l'énergie totale de l'eau (protéines : 7 %, lipides : 4,6 %, glucides : 4,4 %). L'énergie calorifique estimée par la somme des 3 composés biochimiques a doublé entre février ($12,3 \text{ Kjoules m}^{-3}$) et juillet ($24 \text{ Kjoules m}^{-3}$) (tableau 22).

La chlorophylle (a) montre un pic relativement élevé en décembre et deux pics plus faibles en mars et juin. 42 % de la chlorophylle (a) sont actifs en novembre contre 75 % en décembre et janvier. La valeur la plus faible 23 % est observée en février, la plus forte (90 %)

Mois	Eau									Vase						
	Chlo j/m ³	Chlo + phéo j/m ³	Ac. A j/m ³	Glu. dissous j/m ³	Prot. j/m ³	Lip. j/m ³	Glu. j/m ³	Bact. j/m ³	Total Kj/m ³	Chlo Kj/m ²	Chlo + phéo Kj/m ²	Prot. Kj/m ²	Lip. Kj/m ²	Glu. Kj/m ²	Bact. j/m ²	Total Kj/m ²
Novembre	1,19	2,80	7 524	29 135	8 710	2 923	3 849	568	52,7	52,18	93,87	409	230	707	0,20	1 346
Décembre	9,45	12,63	12 038	149 100	13 754	3 401	8 303	268	186,9	16,60	25,65	437	170	697	0,17	1 435
Janvier	1,43	1,91	6 771	75 407	6 424	1 932	3 314	53 295	147,1	57,66	80,45	439	209	679	12,52	2 579
Février	1,03	4,41	5 643	27 421	6 861	2 007	3 421	715	46,0	63,85	88,55	380	307	640	0,37	1 327
Mars	2,94	4,45	6 019	35 290	4 303	4 061	2 276	536	53,2	77,19	107,69	406	486	581	0,086	1 559
Avril	1,11	1,51	7 900	66 838	6 946	2 939	4 469	33 978	122,8	54,48	88,79	1 030	474	536,4	0,0017	2 042
Mai	1,67	2,22	24 453	11 997	4 303	6 774	3 138	715	51,4	74,49	78,70	609	620	539,8	0,0050	1 774
Juin	2,14	2,38	36 867	82 262	8 360	4 764	4 997	536	137,7	67,66	117,70	562	1 323	617	0,028	2 505
Juillet	0,71	0,87	32 353	121 680	10 984	5 866	7 481	536	178,9	50,11	58,45	588	968	637	0,0050	2 194
moyennes	2,41	3,69	18,87	57 700	6 950	4 568	4 297	612	98,3	57,13	82,20	596	696	597	0,08	1 900
Ecart- type	2,72	3,65	14,12	4 063	2 540	2 072	1 836	135	35,0	17,97	27,17	233	379	46	0,01	432

Tableau 22 : Valeurs énergétiques des différents constituants de la matière organique dissoute et particulaire de la colonne d'eau et de l'interface eau-sédiment.

en juin. Exprimés sous forme d'énergie, la chlorophylle (a) et les phéopigments varient entre 0,87 joules m^{-3} et 12,6 joules m^{-3} (tableau 22).

On peut remarquer que la production de la claire en énergie chlorophyllienne est très faible par rapport à celle estimée par les dosages biochimiques des éléments dissous et particulaires de la claire.

D.1.3. Bactéries

A l'exception du mois d'avril où la charge des bactéries hétérotrophes est assez importante soit 33,9 Kjoules m^{-3} , les valeurs enregistrées sont très faibles et n'ont jamais dépassé le Kjoules par m^3 (tableau 22). L'apport énergétique des bactéries est certainement beaucoup plus important, en effet, nous ne considérons dans cette étude que les biomasses des bactéries hétérotrophes qui ont pu se développer sur les milieux de culture mais nous négligeons leur production et donc le flux permanent qu'il peut induire.

D.1.4. Valeur énergétique de l'interface eau-sédiment

La vase est théoriquement riche en bactéries hétérotrophes et en matières organiques dégradables (chlorophylle (a) et surtout phéopigments) toutefois la valeur énergétique de la microflore bactérienne est très faible pour les raisons citées précédemment. De même la biomasse du microphytobenthos convertie en énergie montre des valeurs faibles oscillant entre 25 et 117 joules. La chlorophylle (a) active évolue entre 55,6 % (novembre) et 94,6 % (mai). Ainsi la production calorifique de la vase peut être estimée par la somme des protéines, des lipides et des glucides. Les proportions de chacun des trois composés biochimiques sont très proches et les moyennes sur les six mois d'expérimentation sont respectivement de 596 Kjoules m^2 (écart-type : 233) pour les protéines, 696 Kjoules m^2 (écart-type : 399) pour les lipides et 592 Kjoules m^2 (écart-type : 46) pour les glucides (tableau 22).

Les teneurs en sucres sont relativement stables dans le temps alors que les protéines sont à leur maximum en avril et les lipides en mai.

Mois	Energie Eau	Energie Vase	Total
Février	15 898	764 352	780 250
Mars	18 317	848 448	866 765
Avril	42 509	1 175 040	1 217 549
Mai	17 626	1 018 368	1 035 994
Juin	47 693	1 441 152	1 488 845
Juillet	61 862	1 263 168	1 325 030

Tableau 23 : Charge énergétique instantanée de la claire exprimée en Kjoules.

Par ailleurs deux remarques méritent d'être signalées :

- La richesse des claires en éléments dissous (acides aminés et glucides) qui représente 78 % de l'énergie de l'eau. Ces constituants peuvent être le résultat d'une production d'algues phytoplanctoniques et phytobenthiques d'une part et d'autre part de la majeure partie de l'hydrolisat de cellules en dégradation. Cependant il ne faut pas exclure en particulier pour les acides aminés le rôle que jouent directement les palourdes par leur excrétion azotée comme l'ont démontré Robert *et al.*, 1983 pour l'huître *Crassostrea gigas*.

- Au niveau d'une claire la valeur énergétique de l'eau ne représente que 3,1 % par rapport à celle de la vase. En effet le volume d'eau de la claire (345 m^3) renferme en moyenne 2,10 Kjoules contre $6,6 \cdot 10^6$ Kjoules dans la vase.

Ainsi l'énergie totale instantanée disponible dans la claire est présentée dans la tableau 23.

D.2. Population de palourdes

. Pg : Production de la matière organique des tissus :

Le poids de chair sèche sans cendre atteint son maximum au mois de septembre, avant la ponte.

De novembre à décembre, les palourdes gagnent 9,4 % en poids. Entre décembre et janvier elles en perdent 13,2 %. A partir de février nous observons un gain progressif en poids qui semble être lié à la formation des gamètes. Si on exclut l'apport dû à la reproduction, la gain de chair de novembre 82 à septembre 83 est de 107 mg soit 49 % du poids initial.

Ainsi la teneur énergétique des tissus des palourdes adultes de 3,76 Kjoules en novembre 82, atteint une valeur maximale de 8,92 Kjoules en septembre, puis chute après la ponte à 6,42 Kjoules. La gain sur onze mois de Pg est de 2,66 Kjoules (tableau 24).

. Pr : Production correspondant à la formation des gamètes :

En moyenne, chez une palourde, les gamètes représentent 111 mg de chair sèche sans cendre pour une valeur calorique de 2,5 Kjoules. Chez les mâles, les gamètes représentent un poids moyen de 9,1 mg soit 22,1 % du poids de chair sèche sans cendre avant la ponte et la valeur énergétique correspondante est de 20,37 joules par milligramme (4,87 cal/mg). Chez les femelles le poids moyen des gamètes est de 174,7 mg soit 35,5 % du poids de chair sèche sans cendre avant la ponte et représente la valeur calorique de $22,91 \text{ joules mg}^{-1}$ ($5,48 \text{ cal-mg}^{-1}$).

Les pourcentages d'énergie perdus par les mâles et les femelles au cours de la reproduction sont respectivement de 22,2 % et 38,4 %.

. Ps : Production de la matière organique de la coquille :

Le poids de la coquille augmente progressivement dans le temps. Les chutes de poids observées en janvier et mai ne peuvent être le résultat d'usure de la coquille mais probablement à un biais d'échantillonnage.

Le gain en poids entre le début et la fin de l'expérimentation est de 2,355 mg soit 55 % du poids initial.

Les facteurs de conversion en énergie de la matière organique des coquilles de mollusques dépendent de la façon dont la matière organique a été extraite de la coquille. Ainsi Hugues (1970) estime qu'un gramme de poids sec sans cendre de coquille de *Scrobicularia plana* correspond à 5,037 Kcal alors que Dame (1972) établit le rapport de 49,3 cal par gramme de poids sec de coquille de *Crassostrea virginica*.

En l'absence de données relatives au pourcentage de la matière organique dans la coquille de palourde japonaise, nous avons appliqué le facteur de conversion de Dame (1972). Ainsi nous pouvons estimer l'énergie dépensée pour la formation de la coquille au cours de l'expérimentation à 0,485 Kjoules.

. R : La respiration :

Ce paramètre est calculé en fonction de la température et de l'évolution du poids sec des palourdes d'après des équations établies par Riva (1983) pour les palourdes *Venerupis purens*.

Mois	Wsc mg	\bar{E}_j	Pg	Ponte	\bar{B}_r	Pr	t ₂ -t ₁ jours	Wcoq g	Bs joules	Ps
Novembre	220	3 762	-	-	-	-	-	4 290	884,0	-
Décembre	241	4 559	+ 17,9	-	-	-	39	4 810	991,2	+ 2,75
Janvier	209	3 961	- 18,4	-	-	-	27	4 202	865,9	- 4,64
Février	268	4 652	+ 26,6	-	-	-	26	4 457	918,5	+ 2,02
Mars	279	4 891	+ 7,7	-	-	-	31	4 611	950,2	+ 1,02
Avril	291	4 967	+ 3,0	-	-	-	25	5 053	1 041,3	+ 3,64
Mai	329	6 218	+ 40,4	-	-	-	31	4 989	1 028,1	- 0,42
Juin	337	5 571	- 19,0	-	-	-	34	6 093	1 255,6	+ 6,69
Juillet	402	6 713	+ 43,9	-	-	-	26	6 519	1 343,3	+ 3,38
Août	302	6 321	- 12,6	-	-	-	31	5 865	1 208,6	- 4,35
Septembre	327	6 618	+ 9,0	111	2 313	-	33	7 453	1 535,9	+ 9,92

Tableau 24 : Estimation des valeurs énergétiques journalières de la production de la matière organique des tissus (Pg), de la production correspondant à la formation des gamètes (Pr) et de la production de la matière organique de la coquille (Ps).

Mois	T°C	W	O ₂ consommée ml/h	R joules/jours
Novembre	8	0,256	0,032	15,529
Décembre	6	0,265	0,023	11,161
Janvier	5,5	0,228	0,015	7,279
Février	8,5	0,299	0,042	20,382
Mars	9,0	0,304	0,046	22,323
Avril	10,0	0,322	0,056	27,176
Mai	14,5	0,367	0,095	46,102
Juin	20,0	0,380	0,108	52,410
Juillet	28,0	0,447	0,340	164,995
Août	20,0	0,338	0,099	48,043
Septembre	18,0	0,484	0,128	62,116
•	18,0	0,358	0,100	48,528

Tableau 25 : Dépense métabolique journalière estimée par les résultats des consommations d'O₂ en fonction du poids (W) et de la température (T°C).

Température °C	Consommation d'oxygène ml.h ⁻¹ g ⁻¹
10	[O ₂] : 0,219 W ^{1,204}
15	[O ₂] : 0,258 W ^{0,967}
20	[O ₂] : 0,215 W ^{0,715}
25	[O ₂] : 0,479 W ^{0,775}
30	[O ₂] : 0,786 W ^{0,854}

L'équivalent calorifique de l'oxygène utilisé est de 4,83 cal soit 20,19 joules (Dame, 1972). Sur une année les dépenses énergétiques sont estimée à 0,5 Kjoules par individu (tableau 25). De même entre février et juillet les dépenses sont de 333 joules par individu.

. F : Filtration :

La filtration est déterminée à partir des résultats obtenus par Sacher (1982) pour les trois espèces de palourdes *Ruditapes philippinarum*, *Venerupis decussata* et *Venerupis aureus*. Ainsi la filtration est estimée entre février et juillet à 4,55 l h⁻¹ g⁻¹ de chair sèche, par individu, elle évolue entre 16,5 et 53,6 l h⁻¹ (tableau 27).

. Bilan instantané journalier de production de palourdes :

Le bilan journalier est calculé par différences entre deux valeurs moyennes d'un paramètre de deux prélèvements successifs rapportés au nombre de jours qui séparent les deux prélèvements soit :

$$\frac{B_{i+1} - B_1}{t_{i+1} - t_1}$$

le bilan énergétique (tableau 27) montre les faibles valeurs de Pg en hiver et jusqu'en avril la forte valeur de décembre est due à une surestimation liée à l'échantillonnage des palourdes. les fortes valeurs sont enregistrées en mai et juillet avec un amaigrissement en juin. De même

Mois	Eau							Sédiment				
	Acides Aminés	Glucides dissous	Protéines	Lipides	Glucides	Bactéries	Energie totale	Protéines	Lipides	Sucres	Bactéries	Total
Février	5,6	27,4	6,9	2,0	3,4	0,7	46	380	307	640	0,37	1 327
Mars	6,0	36,0	4,3	4,1	2,3	0,5	53	406	486	581	0,08	1 473
Avril	7,9	66,8	6,9	2,9	4,5	33,9	183	1 030	474	536	0,00	2 040
Mai	24,4	12,0	4,3	6,8	3,1	0,7	51	609	620	539	0,00	1 768
Juin	36,9	82,0	8,4	4,8	5,0	0,5	138	562	1 323	617	0,02	2 502
Juillet	32,4	121,7	11,0	5,9	7,5	0,5	179	588	968	637	0,05	2 193

Tableau 26 : Tableau récapitulatif des valeurs énergétiques de l'eau et de l'interface eau-sédiment.

Mois	Pg	Pr	Ps	P	R	A	C	P/A %	A/C %	\bar{B}	T°C	F l/h/g	F l/h/ind.
Février	26,6	-	2,0	28,6	20,4	49,0	759	58	6,4	5,57	8,5	2,3	16,5
Mars	7,7	-	1,0	8,7	22,3	31,0	1 048	28	2,9	5,84	9,0	2,7	19,7
Avril	3,0	-	3,6	6,6	27,2	33,8	3 321	20	1,0	6,01	10,0	3,5	27,0
Mai	40,4	-	-0,5	39,9	46,2	86,1	2 784	46	3,0	7,25	14,5	6,2	54,6
Juin	-19,0	-	6,7	-12,3	52,4	40,1	9 563	31	0,4	6,83	20,0	7,6	69,3
Juillet	43,9	-	3,4	47,5	165,0	212,0	9 594	22	2,2	8,06	28,0	5,0	53,6

Tableau 27 : Tableau récapitulatif des valeurs énergétiques des différentes productions; de la respiration, de l'assimilation, de la consommation et des taux de filtration.

Mois		Acides Aminés joules/m ³	Glucides Dissous joules/m ³	Protéines Joules/m ³	Lipides joules/m ³	Glucides particuliers joules/m ³	Total Kjoules/m ³
Février	1	4 675	19 355	10 597	2 595	4 646	41,9
	2	6 145	35 393	4 794	1 690	2 731	50,7
Mars	1	6 409	42 398	10 215	4 491	2 707	66,2
	2	5 957	36 499	5 680	3 641	1 832	53,6
Avril	1	8 785	43 319	7 243	3 144	5 308	67,8
	2	7 277	94 381	6 752	2 835	3 854	111,1
Mai	1	26 958	26 360	6 445	3 830	6 932	70,5
	2	23 414	6 636	3 288	8 192	1 343	42,9
Juin	1	70 053	85 348	6 955	5 812	7 857	176,0
	2	28 655	89 404	8 724	4 530	4 291	135,6
Juillet	1	28 805	85 348	11 203	5 475	6 886	137,7
	2	33 456	143 415	10 956	5 995	7 637	201,5

Tableau 28 : Teneur calorifique d'un m³ d'eau à l'alimentation (1) et à la fin de la période de mortes-eaux (2).

Ps (production de coquille) est forte entre avril et juillet. Par contre la perte de poids de Ps entre décembre et janvier semble due à un biais d'échantillonnage.

Devant la surestimation des premiers prélèvements de palourdes et l'absence de données énergétiques sur la chair après juillet nous nous sommes donc limités pour le bilan global seulement aux six mois entre février et juillet 198".

Le rapport P/A (tableau 27) montre que l'énergie produite varie entre 20 % et 58 % de celle assimilée et qu'au mois de juin le rapport P/A est négatif ce qui montre que l'énergie assimilée n'a pas induit une production tissulaire au contraire on peut penser qu'il s'est produit une utilisation de l'énergie interne des mollusques et par conséquent un amaigrissement.

De même le rapport A/C variant entre 0,4 % et 6,4 % est très faible si nous le comparons au rendement d'assimilation cité par Héral *et al.* (1983) pour *Crassostrea gigas* dans le bassin de Marennes-Oléron qui trouvent des faibles valeurs 0,13 % à 3,44 % en hiver et des valeurs élevées au printemps de l'ordre de 39 %. Les faibles valeurs hivernales semblent être liées à la forte charge du milieu en seston minéral. Pour les palourdes le rendement d'assimilation le plus élevé est enregistré en février.

D.3. Relations entre les palourdes et le milieu

Après avoir déterminé le taux moyen de filtration aux différentes températures, nous pouvons estimer l'énergie consommée par une palourde et par jour suivant l'équation

$$C \text{ joules ind}^{-1} \text{ jour}^{-1} = F_{1,j}^{-1} \cdot \text{ind}^{-1} \times L \text{ [énergie en joule}^{-1}]$$

soit pour le mois de février $C = 16,5 \times 46 = 759 \text{ joules ind}^{-1} \text{ jour}^{-1}$

Par ailleurs comme la densité théorique dans la claire C_8 est de 83 m^{-2} soit un total de 49 800 palourdes ce qui nous permet de déterminer la quantité totale d'énergie consommée en fonction de la teneur calorique de l'eau (tableau 28) et donc le temps nécessaire pour que les

palourdes utilisent la totalité de l'énergie existant dans la claire en supposant que la production de la claire soit nulle.

Mois	Eau filtrée par des palourdes en m ³ .jour ⁻¹	Equivalent en Kjoules	Energie calorifique instantanée de la claire (Kjoules)	Nombre de jours
Février	822	37 812	380 250	10
Mars	981	51 993	866 765	16,7
Avril	1 345	165 435	1 217 549	7,3
Mai	2 719	138 669	1 035 994	7,5
Juin	3 451	476 238	1 488 845	3,1
Juillet	2 669	477 751	1 325 030	2,8

Tableau 29 : Quantité d'énergie utilisée par les palourdes.

Ainsi en hiver les charges énergétiques peuvent subvenir aux besoins des palourdes entre deux marées même si la production interne de la claire est nulle, en été les claires doivent être le lieu d'une intense production interne pour subvenir aux besoins des mollusques (tableau 29).

Estimation de la production minimale de la claire :

Le rythme des prélèvements en fin de période d'alimentation et en fin de mortes-eaux pour chaque mois (chapitre 1) soit un intervalle de temps d'une semaine nous permet d'estimer la production minimale (P_{min}) de la claire assimilée par les palourdes entre deux prélèvements.

L'équation pourra s'écrire :

$$P_{\min} = F + |E_{(A+1)} - E_A|$$

avec F = part d'énergie consommée par la filtration des palourdes

E_A = énergie à l'alimentation

E_{A + 1} = énergie en fin de mortes-eaux, juste avant l'alimentation suivante (A+1).

La production (P_m) est considérée comme provenant essentielle-

ment de l'énergie de l'eau. En effet, le fait d'avoir un seul prélèvement de sédiment par mois ne permet pas d'évaluer la variation de la charge phytobenthique entre deux cycles de marée.

La production (P_m) de l'eau de la claire exprimée en Kjoules évolue entre 40.10^3 en février, ce qui correspond à 2,8 fois l'énergie initiale de l'alimentation, et 499.10^3 en juillet soit 10,5 fois l'énergie initiale (tableau 30).

Mois	F en Kjoule	E(A) en Kjoule	E _{A+1} en Kjoule	E _{A+1} - EA	Pm	Taux de production
Février	37 812	14 455	17 491	3 036	40 848	2,8
Mars	51 993	22 839	18 492	-4 347	47 646	2,1
Avril	165 435	23 391	38 329	-14 938	150 497	6,4
Mai	138 669	24 322	14 800	-9 522	129 147	5,3
Juin	476 238	60 720	46 782	-13 939	462 299	7,6
Juillet	477 751	47 506	69 517	22 011	499 762	10,5

Tableau 30 : Estimation de la production minimale (P_m) de la claire - à partir de l'énergie consommée par la filtration des palourdes (F), de l'énergie apportée à l'alimentation (A) et de l'énergie restante après la période de mortes-eaux (A+1).

Les claires sont donc un milieu propice à de fortes multiplications phytoplanctoniques en été mais le taux élevé de filtration des mollusques pendant la même époque ne permet pas de déceler des poussées phytoplanctoniques estivales élevées. Ainsi l'étude des flux énergétiques a permis de déceler deux périodes :

- en hiver avec une production calorifique des claires relativement élevée parallèlement à un taux de filtration très faible des mollusques donc à une sous utilisation de l'énergie disponible. Pendant cette période hivernale et sur une semaine dans la claire la production énergétique se multiplie en moyenne 2 fois et demi.

- en été où la production phytoplanctonique est élevée,

supérieure à 10 fois la biomasse présente à l'alimentation, mais directement utilisée par les mollusques. Elle peut être liée à la température élevée de la saison et aux excréments azotés des mollusques.

Enfin, la charge énergétique restante des claires en période de mortes-eaux pourrait correspondre à du phytoplancton qui n'est pas assimilable par les palourdes.

Ainsi l'étude énergétique nous a permis d'établir un bilan global de transfert d'énergie entre mollusques et le milieu environnant. Toutefois, certaines réserves méritent d'être signalées en particulier l'estimation des dépenses métaboliques des palourdes (respiration) où les équations utilisées correspondent à d'autres espèces de palourdes. Par ailleurs, la respiration et la filtration ont été déterminées in vitro dans des conditions expérimentales différentes de celles des claires en particulier fortes salinités du type méditerranéen.

Conclusions

Le but principal de ce travail était de déterminer la biomasse de palourdes que pourrait supporter une claire dont la charge en nourriture est supposée limitée. Pour cela un suivi des différents paramètres climatiques et édaphiques du milieu a été effectué parallèlement à une étude biométrique, biochimique et énergétique des mollusques. Nous nous sommes efforcés à la fin de ce mémoire d'analyser les inter-relations palourdes-milieu d'élevage et d'établir un bilan énergétique global pour mettre en évidence si la nourriture est un facteur limitant de la croissance des palourdes.

Ainsi nous avons pu mettre en évidence que les faibles températures et salinités hivernales provoquent un ralentissement de l'activité métabolique des palourdes, toutefois ces mollusques peuvent résister pendant plusieurs jours à des températures inférieures à 8°C et à des salinités de l'ordre de 5 ‰.

Lors des blooms phytoplanctoniques, l'influence des densités d'élevage n'est pas mises en évidence alors qu'en période de faible biomasse algale, la consommation est bien marquée. Par ailleurs, en plus du microphytoplancton et phytobenthos, la richesse des claires en éléments dissous, en particulier en acides aminés libres et en glucides constitue une nourriture potentielle susceptible d'être utilisée par les mollusques.

A la suite des saisons froides d'hiver et de printemps, la croissance des palourdes est très faible, toutefois l'accroissement en longueur est deux fois plus fort chez les palourdes de 1 an que chez celles de deux ans. Ces dernières semblent investir préférentiellement dans la reproduction plutôt que dans la croissance. Nous avons par ailleurs pu constater que les palourdes considérées jusqu'ici comme étant des mollusques à courte période de reproduction, peuvent avoir une gamétogénèse très étalée dans l'année en fonction des conditions climatiques et nutritionnelles. Pendant cette période un lien très étroit entre la composition biochimique et l'activité reproductrice a pu être identifié.

En hiver, en période de déséquilibre énergétique (un jeûne prolongé), la composition biochimique de la chair montre des chutes de

la teneur en protéines puis en sucres, plus particulièrement du glycogène, alors que les lipides semblent rester constants. En période de reproduction et en présence de nourriture suffisante nous constatons l'augmentation des teneurs en protéines liée à l'élaboration des protéines de structure des gamètes, et à une chute du glycogène formé en début de période de reproduction qui se transforme en lipides constituant les moyens des gamètes et plus particulièrement des ovocytes.

L'analyse mathématique des relations palourdes-milieu montre le lien étroit entre protéines et lipides des palourdes et celles du sédiment alors qu'aucune corrélation n'a pu être définie entre les glucides de la chair et les différents paramètres étudiés. Les sucres, ne période de reproduction sont directement transformés en lipides par voies métaboliques internes pour la formation des gamètes.

D'une manière générale, les composants biochimiques majeurs (protéines et lipides) de la palourde sont corrélés avec la température et la salinité et avec les acides aminés dissous ce qui démontre le rôle majeur que peuvent jouer les substances organiques dissoutes dans ces écosystèmes. Les claires sont donc un milieu propice à de fortes multiplications phytoplanctoniques liées en hiver aux apports minéraux et organiques d'origine tellurique et en été à la température élevée de la saison et aux excréments azotés des mollusques.

Les résultats obtenus permettront de mieux comprendre la biologie et la physiologie des palourdes d'une part et l'évolution des claires cultivées d'autre part.

Ainsi, nous estimons que de part leur surface réduite, la faible turbidité des eaux et l'accès facile pour toute exploitation, les claires sont un milieu idéal pour le prégrossissement des naissains de palourdes jusqu'à la taille de 20 mm. Par contre il semble intéressant de pratiquer le grossissement en élevage sur l'estran où dans les claires, mais à faible densité inférieure à 70 au m². Ainsi les éleveurs éviteront les fortes mortalités de juvéniles dues surtout à la prédation par le crabe sur l'estran, mais obtiendront avec ce protocole une croissance satisfaisante la deuxième année.

Nous espérons que ce mémoire contribuera au développement de la vénéiriculture plus particulièrement en Tunisie où l'exploitation est limitée jusqu'à présent à la récolte sur l'estran de population naturelle. La présence des zones de réserves naturelles aussi bien dans le canal de Tunis-La Goulette que dans le golfe de Gabès pourraient être des lieux de captage de naissains. Selon les cultures mises en oeuvre pour la coquille Saint-Jacques et qui ont donné de bons résultats, aussi bien au Japon qu'en France. La présence des zones abritées tel que le Golfe de Gabès, la mer de Bougrara ou les lacs de Tunis et bibrans pourraient être des lieux privilégiés pour le développement de l'élevage de la palourde aussi bien en surélévation, pour la phase de prégrossissement, que dans des enclos sur l'estran. Mais tout développement de la conchyliculture en Tunisie se heurte à un marché local restreint (principalement le tourisme). Cependant les chances de développement de la vénéiriculture sont liées d'une part à la forte demande de consommation de certains pays européens en particulier l'Espagne et la France et d'autre part à la valeur marchande de ce produit. Il serait donc intéressant d'envisager des études préalables de faisabilité technique d'élevage et simultanément de déterminer les sites où la production primaire devra être suffisante ainsi que les taux de renouvellement d'eau afin d'apporter la nourriture nécessaire à des élevages à forte densité.

Bibliographie

- AMOUREUX J.M., 1982.- Ethologie, filtration, nutrition, bilan énergétique de *Venus verrucosa* Linné (Bivalves). Thèse d'Etat Uni. Paris VI, 1982 : 99 pages.
- ANSELL A.D., 1972.- Distribution, growth and seasonal changes in biochemical composition for the bivalve *Donax vittatus* (da Costa) from Kames bay, Millport. *J. exp. mar. Biol. Ecol.*, 10 : 137 - 150.
- ANSELL A.D., 1974.- Seasonal changes in biochemical composition of the bivalve *Abra Alba* from the Clyde Sea Area. *Marine Biology* 1974 25 : 13 - 20.
- ANSELL A.D. and BODOY A., 1980.- Comparison of Events in the seasonal cycle for *Donax vittatus* and *D. trunculus* in European Waters. In : "Cyclic phenomena in Marine plants and animals". Ed. Naylor E. et R.G. Hartnoll. Pergamon Press Oxford N.Y. 1979 : 191 - 198.
- AUBERT M., 1978.- Télémédiateurs et rapports inter-espèces dans le domaine des micro-organismes marins. Colloque du GABIM 18 - 19 Novembre 1976 (C.N.R.S.).
- BAGHDIGUIAN S., 1983.- Effet d'une jeûne prolongé sur la palourde *Venerupis decussata*. Mémoire DEA, Univ. Aix-Marseille, 1983, p : 27.
- BAYNE B.L., THOMPSON R.J. and WIDDOWS J., 1976.- Physiology I. in : BAYNE B.L., ed., *Marine mussels, their ecology and physiology*. Cambridge University Press, I.B.P. 10 : 121 - 206.
- BELL W. and MITCHELL R., 1972.- Chemotatic and growth responses of marine bacteria to algal extracellular products. *Biol. Bull.* 143 : 265 - 277.
- BENINGER P.G., 1982.- Etude biochimique comparée de deux populations de bivalves : *Ruditapes decussatus* (Linné) et *Ruditapes philippinarum* (Adams et Reeve). Thèse Doctorat de spécialité océanographie - biologie pp. 1 - 193.

- BERLAND B., BONIN D. et MAESTRINI S., 1974.- Etude expérimentale de l'influence de facteurs nutritionnels sur la production du phytoplancton de Méditerranée. Thèse d'Etat. Univ. Aix-Marseille, 1974.
- BEUKEMA J., and DE BRUIN W., 1977.- Seasonal changes in dry weight and chemical composition for the soft parts of the Tellinid bivalve : *Macoma balthica* in the Dutch Wadden Sea. *Neth. J. Sea. Res.*, 11 (1) : 42 - 55.
- BEUKEMA J. and DE BRUIN W., 1979.- Calorific values of the soft parts of the Tellinid bivalve *Macoma balthica* (L.) as determined by two methods. *J. exp. mar. Biol. Ecol.*, 37 : 19 - 30.
- BLIGH E.G. and DYER W.J., 1959.- A rapid method of total lipid extraction and purification. *Can. J. biochem. Physiol.*, Vol 37, pp. 911 - 917.
- BODOY A., 1980.- Croissance et variation de la composition biochimique du bivalve *Spisula subtruncata* (DA COSTA) dans le golfe de Marseille. *Téthys*, 9 (4) : 345 - 354.
- BODOY A., MAITRE-ALAIN T. et RIVA A., 1980.- Croissance comparée de la palourde européenne (*Ruditapes decussatus*) et de la palourde japonaise (*Ruditapes philippinarum*) dans un écosystème artificiel méditerranéen. *Vie marine*, 1980, Vol, 2 : 39 - 51.
- BODOY A. et PLANTE-CUNY M.R., - Relations entre l'évolution saisonnière des populations de palourdes (*Ruditapes decussatus*) et celles des microphytes benthiques et planctoniques (Golfe de Fos, France). Colloque Malacologique des Embiez, Sept. 83 Haliotis (à paraître).
- BOUGIS P. et Coll., 1972.- Océanographie biologique appliquée. L'exploitation de la vie marine. ed. Masson pp. 320.
- BRODY S., 1945.- Bioenergetics and growth. Reinhold, New-York in Beukema et De Bruin, 1979.
- CASTAGNA M. and CHANLEY P., 1973.- Salinity tolerance of some marine

- bivalves form inshore and estuarine environments in Virginia waters on the Western Mid-Atlantic Coast. *Malacologia*, 1973, 12 (1) : 47 - 96.
- CHAUX-THEVENIN M.H., 1939.- Le verdissement des huîtres (claires de Marennes). Communic. présenté au congrés int. Mer, Liège.
- CHYDEL L. and MACKENZIE J., 1979.- Management for increasing clam abundance. *Marine Fisheries Review*, october pp. 10 - 22.
- CLAUS G., DE PAUW N. and JASPERS E., 1981.- Nursery culturing of bivalve molluscs. *European mariculture society* (special publication n° 7 1981).
- DAME R.F., 1972.- The ecological energetics of growth, respiration and assimilation in the intertidal american Oyster *Crassostrea virginica*. *Mar. Biol.* 17 : 243 - 250.
- DASTE Ph. et NEUVILLE D., 1970.- Recherches sur le verdissement des huîtres en claires. I. rappel technologique et revue critique des travaux antérieurs. *La pêche maritime*, 1970, 1112, pp. 799 - 804.
- DASTE Ph. et NEUVILLE D., 1971.- Recherches sur le verdissement des huîtres en claires. II. Contribution de la technique de culture in vitro de diatomée. *La pêche maritime*, 1971, 1124, pp. : 887 - 892.
- DASTE Ph. et NEUVILLE D., 1976.- Recherches sur le verdissement des huîtres en claires. Fondements d'une technologie nouvelle. *La pêche maritime*, 1976, 1175, pp. 93 - 98.
- DAUMAS R. et BIANCHI A., 1972.- Modifications des constituants cellulaires au cours de la dégradation du phytoplancton par les bactéries, étude en enceinte dialysante. *Téthys*, 4 (1), 1972 : 27 - 36.
- DE KERGARIOU G., PERODOU D. et CLAUDE S., 1982.- Bilan des essais de prégrossissement et d'élevage de la palourde sur le littoral morbihannais. Rapport I.S.T.P.M. La Trinité-sur-Mer.
- DE KERGARIOU G., LATROUITE D., PERODOU D., CLAUDE S. et JOMIER L., 1981.-

Bilan des essais d'élevage de la palourde sur le littoral morbihannais. Rapport I.S.T.P.M. La Trinité-sur-Mer.

- DESLOUS-PAOLI J.M., 1980.- Contribution à l'étude de la biologie de l'huître *Crassostrea gigas* Thunberg dans le bassin et les claires de Marennes-Oléron. Thèse 3ème cycle Université Aix-Marseille II, 1980, 121 pages.
- DE VALENCE P., et PEYRE R., 1981.- Elevage de la palourde en Charente-Maritime. Note de vulgarisation et d'information, A.D.A.C.O., 1981 52 pages.
- DRENO J.P., 1979.- Essai de prégrossissement de naissains de palourdes en claires à huîtres. *Sciences et Pêches, Bull. Inst. Pêches Maritimes*, n° 292, juin 1979, p. : 1 - 11.
- DUBOIS M., GILLES K.A., HAMILTON J.K., REBECS P.A. and SMITH F., 1956.- Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Anal. Chem.*, 28 (3) : 350 - 356.
- ELLIOTT J.M. and DAVISON W., 1975.- Energy Equivalents of oxygen consumption in animal energetics. *Oecologia* (Berl.) 1975, 19 : 195 - 201.
- FANKBONER P.V. and DE BURGH M.E., 1978.- Comparative rates of dissolved organic carbon accumulation by juvenils and pediveligers of the japanese Oyster *Crassostrea gigas* Thunberg. *Aquaculture*, 13 : 205 - 212.
- FERGUSON R. and RUBLEE P., 1976. Contribution of bacteria to standing crop of Coastal plancton. *Limnol. Oceanogr.* 20 : 875 - 881.
- FEUILLET M., HERAL M., RAZET D., GUERGUIN F. et ABRIOUX M.F., 1979.- Les substances dissoutes dans les eaux du bassin de Marennes-Oléron et dans les eaux interstitielles de ses parcs conchyliques : Résultats préliminaires. *Rapport Cons. Inter. Explo. Mer*. C.M. 1979/K : 17, 11 pages.
- FLASSCH J.P., 1979.- Essais de culture de palourdes en sol. Résumé. - Journées "aquaculture extensive et repeuplement" C.O.B., 29 -

31 mai 1979.

- FLAMION G., 1983.- Accroissement de la production phytoplanctonique par des amendements minéraux dans une nurserie de mollusques. Mémoire D.A.A. Rennes 1983, 32 pages.
- GABBOTT P.A., 1975.- Storage cycles in marine bivalve molluscs : a hypothesis concerning the relationship between glycogen metabolism and gametogenesis. *Proc. 9th Eur. Mar. Bio. Symp.*, Oban (Scotland), ed. Barnes, Aberdeen, Univ. Press, 191 - 211.
- GERARD A., 1978.- Recherches sur la variabilité de diverses populations de *Ruditapes decussatus* et *Ruditapes philippinarum*. Thèse Doc. : 3ème cycle, Univ. Bretagne occidentale, 149 pages.
- GIESE A.C., 1967.- Some methods for study of the biochemical constitution of marine invertebrates. *Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev.* 5, 159 - 196. Harold Barnes, Ed. Publ. George Allen and Unwin Ltd., London.
- GIESE A.C., 1959.- A new approach to the biochemical composition of the mollusc body. *Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev.*, 7 : 175 - 229.
- GIMAZANE J.P., 1971.- Introduction à l'étude expérimentale du cycle sexuel d'un mollusque bivalve *Cardium edulis* L. Thèse Doct. Oceanogr. Univ. Caen, 1970.
- GIMAZANE J.P. et LUBET P.E., 1972.- Etude expérimentale de l'action de nutrition de la température et de la lumière sur le cycle sexuel de *Cardium edulis* L. (Mollusque bivalve). *Bull. Soc. Limn. Normandie* 103 : 137 - 146.
- GOULLETQUER P., 1983.- Croissance et reproduction de *Ruditapes philippinarum* (Adams et Reeve 1850) en fonction des conditions d'élevage (milieu lagunaire et claire). D.E.A. Ecophysiologie, Rep. et dyn. Pop. animales, Univ. Poitiers, 1983, 21 pages.
- GRELON M., 1976. Saintonge : pays des huîtres vertes (bassin de Marennes-Oléron). Ed. Rupella La Rochelle 361 pages.
- GUILLARD R.R.L. and WANGERSKY P.J., 1958.- The production of extracellu-

- lar carbohydrates by some marine flagellates. *Limnol. Oceanogr.* 3 : 449 - 454.
- HAMMER K.D. and EBERLEIN K., 1981.- Parallel experiments with *Thalassiosira rotula* in outdoor plastic tanks : Development of dissolved free amino acids during an algae bloom. *Marine Chemistry*, 1981 10 (6) : 533 - 544.
- HERAL M., ZANETTE Y., DESLOUS-PAOLI J.M., ROBERT J.M., et RAZET D., 1981.- La matière organique particulaire dans les eaux du bassin de Marennes-Oléron et ses marais adjacents (claires) : conséquences pour la nutrition de l'huître *Crassostrea gigas*. Colloque Unesco Silco Bordeaux.
- HERAL M. et PROU J., 1980.- Etude de la biomasse bactérienne dans le bassin de Marennes-Oléron. Note *C.I.E.M. C.M.* 1980/L : 46.
- HERAL M., DESLOUS-PAOLI J.M., GARNIER J., PRIOUL D., HEURTEBISE S., et RAZET D., 1982.- Facteurs contrôlant la croissance de *Ruditapes philippinarum* dans 4 nurseries de production en Charente-Maritime (France). Note *C.I.E.M. F* : 27.
- HERAL M. et DESLOUS-PAOLI J.M., 1983.- Transferts énergétiques entre l'huître *Crassostrea gigas* et la nourriture potentielle disponible dans un bassin ostréicole : premières approches. *Océanis*, 1983 (9) 3 : 169 - 194.
- HERAL M., DESLOUS-PAOLI J.M., RAZET D. et PROU J.- Essai de mise en évidence de paramètres de l'eau et de l'interface eau-sédiment dans la production de l'huître *Crassostrea gigas*. Journées du GABIM nov. 1983 *Océanis* (à paraître).
- HERAL M., RAZET D., DESLOUS-PAOLI J.M., BERTHOME J.P. et GARNIER J., 1983.- Caractéristiques saisonnières de l'hydrobiologie du complexe tuarien de Marennes-Oléron (France). *Rev. Trav. Inst. Pêches Maritimes* (à paraître).
- HERBLAND A., 1974.- Activité bactérienne dans l'upwelling marutarien, relation avec l'oxygène et la matière organique. *Téthys* 6 (1 - 2), 1974 : 203 - 212.

- HEURTEBISE S., 1981 - 82.- Elevage et prégrossissement de la palourde japonaise : *Ruditapes philippinarum* dans le bassin de Marennes-Oléron. Problèmes de croissance hivernale. Rapport de stage ISTPM 81 - 82.
- HIROSHI KUMAGAI, KIYOKO SAEKI, 1980.- Seasonal variation in heavy metal content of the edible portion of short-neck clam, *Tapes japonica*. *Bulletin of The Japanese Society of Scientific Fisheries* 46 (7), 851 - 854.
- HOLLAND D.L., 1978.- Lipid reserves and energy metabolism in the larvae of benthic marine invertebrates (in Beninger, 1982). *Ad. Mar. Biol.*, 14 : 85 - 123.
- HUGUES R.R., 1970.- An energy budget for a tidal-flat population of the bivalve *Scrobicularia plana*(DA COSTA) *J. Anim. Ecol.*, 1970, 31 : 357 - 373.
- LANGTON R.W., WINTER J.E., ROELS O.A. n 1977.- The effect of Ration size on the growth and growth efficiency of the bivalve mollusc *Tapes japonica*. *Aquaculture*, 12 (1977) 283 - 292.
- LATROUITE D. et PERODOU D., 1979.- Bilan des essais d'élevage de la palourde sur le littoral Morbihannais. Rapport I.S.T.P.M. La Trinité-sur-Mer, 16 pages.
- LOOSANOFF V.L. and DAVIS M.C., 1963.- Rearing of bivalves mollusks. *Advances in Marine Biology*, 1, Acad. Press, London and New-York, 130 pages.
- LOOSANOFF V.L., DAVIS H.C. and CHANLEY P.E., 1966.- Dimensions and shapes of larvae of some marine bivalve mollusks. *Malacologia*, 1966, 4 (2) : 351 - 435.
- LORENZEN C.J., 1967.- Determination of chlorophyll and pheophytin : spectrophotometric equation. *Limnol. Oceanogr.*, 12 : 343 - 346.
- LOWRY O.H., ROSEBOROUGH N.I., FARRAND A.L. and RANDALL R.J., 1951.- Protein measurement with the folin phenol reagent. *J. Biol. Chem.*, 193, 263 - 275.

- LUBET P., 1959.- Recherches sur le cycle sexuel et l'émission des gamètes chez les Mytilidés et les Pectinidés (Moll. bivalves). *Rev. Trav. Inst. Pêches marit.*, Paris 23 (3) : 387 - 548.
- LUBET P., 1976.- Ecophysiologie de la reproduction chez les mollusques lamellibranches. *Haliotis*, 1976 (7) : 49 - 55.
- LUCAS A., 1976.- Recherches sur la sexualité des mollusques bivalves. *Bull. Biol. Fr. Belge* 99 : 115 - 247.
- LUCAS A., 1976.- Croissance de jeunes palourdes (*Venerupis semidecussata*) en nurserie et en mer en fonction des conditions d'élevage. *Publ. Sci., Tech. CNEEXO Actes Colloq.*, n° 7 pp. 85 - 104.
- MAESTRINI S.Y. et ROBERT J.M., 1981.- Rendements d'utilisation des sels nutritifs et variations des cellules de trois diatomées de claires à huîtres de Vendée. *Océanol. Acta*, 1981, 4 (1) pp : 13 - 21.
- MAITRE-ALAIN T., 1979.- Croissance comparée de *Ruditapes decussatus* et de *Ruditapes philippinarum* (Veneridae, Bivalvia) dans un écosystème artificiel. DEA Océanol Biol. Université Pierre M.C., Paris VI, 31 pages.
- MANN R., GLOMB S.J., 1977.- The effect temperature on growth and ammonia excretion of the Manila clam *Tapes japonica*. *Estuar. Cstl. mar. Sci.* Vol. 6, pp. : 335 - 339.
- MANN R., 1979.- The effect of temperature on growth physiology and gametogenesis in the Manila clam : *Tapes philippinarum* (Adams and Reeve, 1850). *J. exp. mar. Biol. Ecol.*, 1979, Vol. 38 pp. : 121 - 133.
- MARSH J.B., and WEINSTEIN D., 1966.- Simple charring method for determination of lipids. *J. Lipid. Res.*, 7 : 574 - 576.
- MEYER-REIL L.A., DAWSON R., LIEBEZEIT G. and TIEDGE H., 1978.- Fluctuations and interactions of bacterial activity in Sandy Beach sediments and overlying waters. *Marine Biology* 48, 161 - 171.
- MEYER-REIL L.A., BOLTER M., DAWSON R., LIEBEZEIT G., SZWERINSKI H. and WOLTER K., 1980.- Interrelationship between microbiological and

- chemical parameters of Sandy Beach sediments, a summer aspect. *Appl. Environ. Microbiol.*, 39, 4, 797 - 802.
- MOREAU J., 1967.- Recherches préliminaires sur le verdissement en claires : l'évolution de leurs divers pigments liée au complexe pigmentaire de *Navicula ostrearia* (Bom.) *Rev. Trav. Inst. Pêches Marit.*, 31 (4), 1967 pp. : 373 - 382.
- MOREAU J., 1970.- Contribution aux recherches écologiques sur les claires à huîtres du bassin de Marennes-Oléron. Thèse, Nantes, 1970, 90 pages.
- NIVAL P., MALARA G., CHARRA R. et BOUCHER D., 1971.- La matière organique particulaire en Méditerranée occidentale en mars 1970 (chlorophylle, protéines, glucides). Mission "MERIPROD" du Jean-Charcot. *Ann. Inst. Oceanogr., Paris*, XLVIII (2), 141 - 156.
- NOSHO T.Y. and CHEW K.K., 1972.- The setting and growth of the manila clam *Venerupis japonica* (Deshayes), in Hood Canal, Washington. *Proc. Nat. Shellfish. Ass.*, 62 : 50 - 58.
- NORTH B.B., 1975.- Primary amines in California Coastal waters : Utilization by phytoplankton. *Limn. Oceanogr.*, Vol. 20 (1) : 20 - 27.
- OHBA S., 1959.- Ecological studies in the natural population of a clam *Tapes japonica* with special reference to seasonal variation in the size and structure of the population, and to individual growth. *Biol. J. Okayama Univ.* 5 (1/2) 13 - 43.
- PARACHE A., 1980.- Contribution à l'étude de la croissance des palourdes en marais maritimes : - *Ruditapes philippinarum* (Adams et Reeve) - *Tapes decussatus* (Linné). Aperçu des problèmes de prédation par le crabe vert *Carcinus maenas* (Linné). DEA Oceano, Biol. Université Marseille Luminy, 1980, 46 pages.
- PEQUIGNAT E., 1973.- A kinetic and autoradiographic study of the direct assimilation of amino acids and glucose by organs of the mussel *Mytilus edulis*. *Marine Biology*, 1973, 19 : 227 - 244.

- PEYRE R., ZANETTE Y. et HERAL M., 1980.- Elevage de palourdes sous filets en milieu fermé. *Science et Pêches, Bull. Inst. Pêches Marit.*, n° 307, 1980, 4 pages.
- PRIEUR D., 1981.- Les relations entre mollusques bivalves et bactéries hétérotrophes en milieu marin. Etude analytique et expérimentale. Thèse doctorat, Univ. de Bretagne occidentale, 266 pages.
- PUTTER, 1909.- Die Ernährung der wassertiere und der stoff haushalt der Gewasser. Fisher Jena 1 - 168.
- RANSON G., 1925.- Le verdissement des huîtres. *C.R. Acad. Sci.*, Paris 180.
- RANSON G., 1927.- L'absorption des matières organiques dissoutes par la surface extérieure du corps chez les animaux aquatiques. *Ann. Inst. Oceanogr.* 4; p. 49 - 174.
- RINCE Y., 1978.- Intervention des diatomées dans l'écologie des claires ostréicoles de la Baie de Bourgneuf. Thèse 3ème cycle, Université Nantes, 1978, 203 pages.
- ROBERT J.M., 1974.- Biométrie cytologie appliquée à l'étude des stades de développement du *Navicula ostrearia* (Bouy) en rapport avec le verdissement des claires dans la Baie de Bourgneuf. Thèse 3ème cycle, Fac. Sci., Nantes, 48 pages.
- ROBERT J.M., 1978.- Variations biométriques de l'algue *Navicula ostrearia* (Bouy) (Diatomée Pennée) en culture. *Soc. Phycol. de France, Bull.* 23, 1978 pp. 38 - 44.
- ROBERT J.M., 1982.- Fertilité des eaux des claires ostréicoles et verdissement : utilisation de l'azote par les diatomées dominantes. Thèse Etat, Univ. Nantes, 1982.
- RODDE K.M., SUNDERLIN J.B., ROELS O.A., 1976.- Experimental cultivation of *Tapes japonica* (Deshayes) (Bivalvia : Veneridae) in an artificial upwelling culture system. *Aquaculture* 9 pp 203 - 215.
- SACHER M., 1982.- Etude expérimentale de l'écophysologie de deux mollusques bivalves : *Ruditapes aureus* (G) et *Ostrea edulis* (L) (Respiration, filtration, excrétion). Mémoire DEA, Université

- Marseille, 1982, 40 pages.
- SAEKI K., KUMAGAI H., 1980.- Seasonal variations of nutritive components and several nutritive elements in short-neck clam, *Tapes japonica*. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries* 46 (3) : 341 - 344.
- SALONEN K., SARVALA J., HAKALA I. and VILJANEN M.L., 1976.- The relation of energy and organic carbon in aquatic invertebrates. *Limnol. and Oceanogr.*, 21 (5) : 724 - 730.
- SHAFEE M.S., LUCAS A., 1982.- Variations saisonnières du bilan énergétique chez les individus d'une population de *Chlamys varia* (L.) (Bivalvia, Pectinidae). *Oceanol. Acta*, 5,3 : 331 - 338.
- STRICKLAND J.D.H., 1960.- Measuring the production of marine phytoplankton. *Bull. Fish. Res. Ed. Can.*, 122 : 1 - 172.
- SWIFT M.L., WHITE D. and GHASSEMIEH M.B., 1980.- Distribution of neutral lipids in the tissue of the oyster *Crassostrea virginica*. *Lipids*, 15 (2) : 129 - 132.
- WAGNER F.S.Jr., 1969.- Composition of the dissolved organic compounds in sea water : A review. *Marine Science*, Vol. 14, 1969, 115 - 153.
- WALNE P.R., 1970.- The seasonal variation of meat and glycogen content of seven populations of oysters *Ostrea edulis* L. and a review of the literature. *Fish Invest.*, 2 (263), 35 pages.
- WALNE P.R. and MANN R., 1975.- Growth and biochemical composition in *Ostrea edulis* and *Crassostrea gigas*. *Proc. 9th Europ. Mar. Biol. Symp.*, 587 - 607.
- WIDDOWS J., FESTH P. and WONAL C., 1979.- Relationship between seston, available food and feeding activity in the Common mussel *Mytilus edulis*. *Mar. Biol.*, 50 : 195 - 207.
- ZANETTE Y., 1980.- Intervention de quelques facteurs dans l'évolution de la biomasse des claires de Marennes-Oléron. *Note Cons. Inter. Explo. Mer. C.M.* 1980/L : 45.

- ZANETTE Y. et GARNIER J., 1981.- Etude préliminaire de l'impact des huîtres *Crassostrea gigas* (Thunberg) en élevage sur la biomasse des micro-organismes des claires de Marennes-Oléron. *Note Cons. Inter. Explo. Mer C.M.* 1981. L : 14, 17 pages.
- ZANETTE Y., PEYRE R., HERAL M., 1981.- Prégrossissement et élevage des palourdes japonaises en marais : technique entre filets. Poster au CIEM/F : 41
- ZAOUALI J., 1971.- Etude de l'écologie du lac de Tunis et de la Mer de Bougrara (Tunisie) : leurs peuplements malacologiques. Thèse Univ. Caen, 1971 112 pages.
- ZAOUALI J., 1974.- Les peuplements malacologiques dans les biocoenoses lagunaires de Tunisie. Etude de la biologie de l'espèce pionnière *Cerastoderma glaucum*. Thèse Doct. Etat Ss. Nat. Univ. Caen 1 - 350.

Annexes

NUMERATION DE LA MICROFLORE TOTALE DANS L'EAU DE MER
METHODE DES SUSPENSIONS DILUTIONS.

Principe : La numération des bactéries hétérotrophes aérobies est effectuée sur le milieu liquide 2216E d'Oppenheimer et Zobell.

Le nombre de germes viables et qui sont capables de proliférer est déterminé par les tables de Mac Crady.

Milieu de culture : milieu Oppenheimer et Zobell (1952) (milieu 2216 E)

- . Composition : 5 g de Bactopeptone
1 g d'extrait de terre
0,01 g de phosphate de fer compléter à 1000 ml avec de l'eau de mer de salinité 28 ‰, auparavant filtrée sur filtre de 0,45 µm.
- . Ajouter le pH entre 7,6 et 7,8
- . Répartir le milieu dans les tubes à raison de 9 ml par tube.
- . Stériliser tubes et milieu à l'autoclave 20 mn à 120°C
- . Effectuer des dilutions au 1/10 avec des pipettes stériles.

Ensemencement :

- Ensemencer les tubes avec 1 ml de suspension-dilution
- Trois tubes identiques sont ensemencés pour chaque dilution
- Homogénéiser chaque tube sur un agitateur

Incubation :

L'incubation dure 9 à 10 jours à la température du laboratoire (voisine de 20°C).

Calculs :

Lire les tubes positifs à la lumière devant un fond noir.

Le MPN (Most Probable Number) est déterminé à l'aide des tables de Mac Crady 1915.

Numération de la microflore benthique

Peser environ 1 gramme de sédiment frais et le diluer dans 45 ml d'eau de mer stéril.

Ensemencer avec 1 ml de la solution des tubes préalablement préparée avec le milieu de culture 2216 E.

L'ensemencement et l'incubation sont identiques aux méthodes de numération de la microflore planctonique.

Les résultats sont exprimés en nombre de bactéries par gramme de poids sec de sédiment ou par m^2 , d'où la nécessité de connaître la teneur en eau de la vase.

DOSAGE DES PROTEINES, LIPIDES, GLYCOGENE ET
GLUCIDES DE LA CHAIR DES PALOURDES.

Préparation de l'extrait de chair :

La chair fraîche congelée puis lyophilisée est broyée jusqu'à obtention d'une poudre fine et homogène puis stockée dans un dessiccateur.

Les dosages se font sur 5 à 10 mg de poudre de chair sèche.

I. Dosage des protéines solubles

- Peser moins de 10 mg de chair dans des tubes en polypropylène de 12 ml.
- Ajouter 10 ml de NaOH normal (1N)
- Homogénéiser
- Laisser reposer une nuit à la température du laboratoire
- Prélever 0,5 ml de la solution dans une deuxième série de tube de 10 ml et ajouter 0,5 ml de H₂SO₄ N.

* Suivre la méthode de Lowry pour le reste de dosage.

- ajouter au ml de la solution 5 ml de la solution C
- Après 10 mn à la température ambiante ajouter 0,5 ml de réactif de Folin (dilué 2 fois).
- Homogénéiser
- Laisser reposer 40 mn à 90 mn pour avoir une coloration maximale
- Mesurer la densité optique à 7500 Å.

* Etalonnage : faire un étalon de 0 à 200 ug dans de la soude normale avec de l'albumine de boeuf, les résultats sont exprimés en mg d'équivalence d'albumine .

II. Dosage des lipides

- Peser au maximum 10 mg de chair sèche dans des tubes courts à hémolyse
- Extraction des lipides par la méthode de Bligh et Dyer (1959) : Ajouter 1 ml de chloroforme et 2 ml de méthanol, homogénéiser et centrifuger (10 mn à 3000 tours).

- Pipeter le surnageant dans un grand tube en verre
- Faire deux extractions successives
- Ajouter 4 ml d'eau distillée
- Homogénéiser et centrifuger (3000 tours pendant 10 mn).
- Retirer avec une pipette la phase supérieure
- Laisser la phase inférieure évaporer à 50°C
- Dosage par la méthode de Marsh et Weinstein (1966) comme pour les lipides particuliers.

- Ajouter 10 ml de H_2SO_4 concentrée
- placer 20 mn au bain de sable à 200°C
- Après homogénéisation prélever 2 ml de la solution acidifiée dans un tube à hémolyse en verre.

- Ajouter 3 ml d' H_2O distillée
- Homogénéiser
- Mesurer la densité optique à 3600 Å

Etalonnage : faire un étalon avec de l'acide tripalmitique entre 0 et 700 $ug \cdot ml^{-1}$.

III. Dosage des glucides

- Prendre le culot de chair délipidée et séchée (voir extraction des lipides)
- Ajouter 3 ml d'acide trichloroacétique (T.C.A.) à 15 %
- laisser extraire pendant une heure à 4°C
- Homogénéiser à la fin de l'extraction puis centrifuger à 3000 tours pendant 10 mn

- Prendre 0,5 ml du surnageant dans un tube en verre pour le dosage de sucres totaux par la méthode de Dubois et al. (1956).

- Prendre 0,5 ml du surnageant dans un tube en verre, y ajouter 4 ml d'alcool éthylique absolue, ce qui fait précipiter le glycogène. Centrifuger, jeter le surnageant et ajouter au précipité 1 ml d'eau distillée bouillie. Le dosage se fait de même par la méthode de Dubois et al. (1956).

Etalonnage : Etablir une courbe par rapport au glucose de 0 à 500 $ug \cdot ml^{-1}$.

Méthode de Dubois et al. (1956)

Sur les 0,5 ml de solution à doser (échantillon pour sucres totaux, glycogène, courbe étalon) introduire :

- 1 ml de phénol à 5 %
- laisser reposer 40 mn à la température ambiante
- ajouter rapidement à l'aide d'une pipette automatique 5 ml de

H_2SO_4 concentré.

- Homogénéiser

- Mesurer la densité optique à 490 Å

Ne pas oublier de multiplier par 3 et les exprimer en ug équivalent en glucose.

DOSAGE DE LA CHLOROPHYLLE A
ET DES PHEOPIGMENTS A
(D'APRES METHODE DE LORENZEN)

Principe :

Les chlorophylles possèdent deux pics principaux d'absorption dans le visible, l'un dans le bleu, entre 430 et 460 nm, l'autre dans le rouge, entre 625 et 665 nm. L'acidification d'un échantillon par Hcl dilué et par les acides, en général, entraîne une diminution d'absorption à 665 nm due à la perte de l'atome de Mg central de la chlorophylle a. On constate que le rapport de densité optique (D.o.) 665 avant acidification sur D.O. 665 après acidification, est d'environ 1,7 pour la chlorophylle a et de 1 pour la phéophytine a. A partir de cette étude Lorenzen propose des équations de calcul des concentrations de chlorophylle a et de phéophytine a. Ces équations ne tiennent pas compte des chlorophylles autre que le chl a.

Protocole expérimental

1) Filtration : la quantité d'eau filtrée est estimée en fonction de la turbidité.

2) Adjonction du carbonate de magnesium : le $Mg CO_3$ est utilisé pour conserver le milieu basique afin d'éviter une dégradation par acidification de la chlorophylle a en phéopigment. Il semble préférable de déposer la solution de $Mg CO_3$ à 1 % sur le filtre avant la filtration ce qui permet de diminuer la porosité de la membrane de fibre de verre.

3) Conservation : En fin de filtration, le filtre est séché par succion, il peut alors être congelé dans un tube et rester plusieurs mois au congélateur avant dosage.

4) Extraction :

. Le solvant : le solvant le plus employé est l'acétone à 90 %. 15 ml d'acétone sont utilisés pour l'extraction à cause des cuves spectrophotométriques de longueur 5 cm.

. Broyage : il est recommandé de procéder à un broyage énergétique du filtre dans un mortier avec du sable de Fontainebleau.

. Durée et condition d'extraction : l'extraction doit s'effectuer à l'obscurité pour éviter toute dénaturation. Après broyage, nous conseillons un temps d'extraction d'une heure.

5) Centrifugation : Afin de réduire la turbidité, il est conseillé de centrifuger 10 minutes à 6000 tours. Si la turbidité reste supérieure à 0,02 de densité optique il est nécessaire de recentrifuger.

6) Dosage au spectrophotomètre :

Dans les cuves de 5 cm, nous effectuons une mesure à une densité optique (D.O) de 750 nm pour la turbidité puis une mesure à 650 nm pour les chlorophylles et les phéopigments a.

Ensuite une acidification avec deux gouttes d'acide chlorhydrique dilué N/10 et une homogénéisation. Après quelques minutes les chlorophylles a se dégradent en phéopigments.

Effectuer une deuxième lecture à 665 nm. Une dernière mesure à 750 nm pour vérifier si la valeur de la turbidité ne s'est pas modifiée.

Bien rincer la cuve après chaque mesure (2 fois eau distillée et 1 fois à l'acétoné)..

. Calcul :

$$\text{Chlorophylle a (ug/l)} : \frac{A.K. (D_{665_0} - D_{665_a}) \cdot v}{V.L}$$

$$\text{Phéopitine a (ug/l)} : \frac{A.K. ((R.D_{665_a}) - D_{665_a}) \cdot v}{V.L}$$

D_{665_0} : densité optique avant acidification

D_{665_a} : absorption après acidification

v : volume de l'extrait acétonique en ml

V : volume d'eau de mer filtrée en litres.

L : chemin optique de la cuve de mesure (en cm)

$A : \frac{1}{K_c} \cdot 10^3$ avec K_c : coefficient d'absorption spécifique de la chl a à 665 soit $K_c : 90,8$.

$$K = \frac{\frac{D_{665_0}}{\text{max} - 1}}{\frac{D_{665a}}{\text{max} - 1}} : \frac{1,7}{0,7} = 2,43$$
$$D_{665a}$$

$$R = \frac{D_{665_0}}{D_{665a}} \text{ max} = \text{rapport obtenu pour la chl(a) pure} = 1,7$$

ce qui donne : chl(a) (ug/l) : $\frac{26,7 (D_{665_0} - D_{665a}) \cdot v}{V.L.}$

phéoa (ug/l) : $\frac{26,7 (1,7 (D_{665a}) - D_{665_0}) \cdot v}{V.L.}$

Si sur le spectrophotomètre l'échelle des densités optiques est étalée pour avoir une meilleure précision, ne pas oublier de multiplier les valeurs de D.O. lues par le facteur d'extension de l'échelle.

BIBLIOGRAPHIE :

HERAL M., RAZET D., et GARNIER J..- Les dosages de la chlorophylle a et de ses phéopigments. Rapport I.S.T.P.M. La Tremblade.

DOSAGE DES PROTEINES DISSOUTES OU
PARTICULAIRES D'APRES LA METHODE DE LOWRY.

Dans le but de mieux évaluer l'apport nutritif du milieu aux mollusques, spécialement aux huîtres, et compléter les connaissances apportées par les dosages de l'ATP des chlorophylles et simultanément des sels biogènes, il nous est apparu intéressant voire indispensable de pouvoir mesurer l'apport en protéines soit particulières soit dissoutes dans l'eau de mer.

METHODE UTILISEE

D'après la méthode de LOWRY et collaborateurs appliquée aux sérums humains, il nous a été possible de déceler les traces contenues dans l'eau de mer en augmentant les proportions de réactif.

REACTIF

(A) 2 % de Na_2CO_3 dans NaCl 0,1 N (4g/l)

(B) 0,5 % de $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ E.D.

(B') sol. tartrate de K ou Na à 1%

(C) Solution alcaline de cuivre préparée comme suit :

50 cc de solution A + 1 cc de solution B + 1cc B'.

Cette solution doit être préparée tous les jours car peu stable.

(D) réactif de Folin et Ciocalteu

Vérifier le titre de la solution du commerce (sigma) et la ramener à N par dilution avec de l'eau distillée (titrer avec NaOH et phenol phtaleïne). Il est courant de diluer 2 fois la solution du commerce.

PROTEINES TOTALES (particulières et dissoutes)

Mode opératoire

Dans des tubes de 10 à 15 ml, introduite 1 cc d'eau à analyser, ensuite additionner en agitant rapidement 5 ml de réactif C, attendre 10 minutes puis, en agitant vigoureusement, on ajoute 0,5 ml du réactif D ; on attend alors 30 mn.

Nous remarquons un précipité blanc qu'il nous est aisé de faire disparaître par addition de 1 cc de tricitrate de sodium concentré (280 g/l) ou 1 cc d'EDTA 0,05 M.

Pour le calcul final, bien sûr, il faut tenir compte de la dilution apportée par le tricitrate dans le tube.

Dans la pratique, tout le précipité disparaît, si néanmoins, il subsiste un trouble dû par exemple à la turbidité de l'échantillon (eau d'estuaire), il est souhaitable de centrifuger 15 mn à 5000 tours par exemple.

La lecture s'opère ensuite au spectrophotomètre à 7500 Å sur cellule de 20 à 50 mm suivant les appareils.

Nous comparons ensuite nos résultats à ceux fournis par des solutions étalons préparées à partir d'albumine de boeuf (fourniture Sigma).

$$1 \text{ gamma de protéine/cc} = 1 \text{ mg/litre de protéine}$$

Les résultats seront donc exprimés en mf d'équivalent albumine/l.

On préparera donc à partir de la solution mère des solutions filles de 5 à 100 mg/l.

PROTEINES PARTICULAIRES

On filtre sur membrane de 0,45 u une quantité aliquote d'eau à analyser suivant les concentrations (faire des essais), on extrait alors les protéines du filtre dans 1 ml d'eau bidistillée + 5 ml de réactif C et on suit le même processus après broyage minutieux du filtre avec un agitateur dans un tube de 10 à 15 cc;

N.B. : Tenir compte du volume filtré pour les calculs et ramener ensuite les résultats en mg/litre d'eau de mer. La turbidité due au filtre nécessite la centrifugation des tubes.

TRAITEMENT DES FILTRES

Pour éliminer toute trace de matières organiques, les filtres GFC sont calcinés à 450°C pendant 1 heure.

REMARQUES IMPORTANTES

Le choix du filtre nécessite des précautions et il est important de faire des essais à blanc sur des filtres neufs pour apprécier leur propriété car il peut y avoir un apport initial en protéines dû au filtre.

Il est important d'après nos expériences de remarquer que les manipulations par les doigts apportent des protéines ; il est aussi nécessaire de travailler avec des pinces propres (pose et dépose des membranes filtrantes).

La verrerie utilisée doit être rigoureusement soignée : lavage à l'alcool et dessiccation ensuite.

BIBLIOGRAPHIE

- LOWRY M., ROSEBROUG N.J., FARA A.L. and RANDALL J.R., 1951.- Protein measurement with the folin phenol reagent.- *J. Biol. Chem.*, 193 : 265 - 275.
- MALARA G. et CHARRA R., 1972.- Dosage des protéines particulières selon la méthode de Lowry.- Notes de travail, S.Z.V. Villefranche-sur-Mer, 5 pages.
- RAZET D. et GARNIER J., 1976.- Adaptation de la méthode de Lowry aux dosages des protéines particulières dans l'eau de mer. Rapport interne I.S.T.P.M. La Tremblade.

RESUME DE LA METHODE DE WINCKLER POUR LE DOSAGE
TITRIMETRIQUE DE L'OXYGENE DISSOUS DANS L'EAU DE MER.

Principe :

En milieu alcalin une partie de l'hydroxyde manganéux est oxydé en hydroxyde manganique par l'oxygène dissous. Par acidification du milieu, l'oxyde manganique formé se comporte comme un oxydant vis à vis de l'iodure de potassium ; l'iode est libéré en même temps que l'oxyde manganique est régénéré en donnant le sel correspondant à l'acide employé. L'iode est titré par l'hypo-sulfite de sodium avec le thidène comme indicateur.

REACTIFS UTILISES : (prendre toujours de l'eau distillée bouillie)

I. Pour la fixation de l'oxygène :

1) Solution de chlorure de manganèse : $MnCl_2, 4 H_2O$

400 g/l

2) Potasse iodurée :

500 g KOH/500 cc eau distillée

150 g KI/250 cc

Ces deux solutions sont mélangées et la solution finale est diluée à 1 litre (Flacon verre brun).

II. Pour la libération de l'iode :

1) Thiosulfate de sodium : $Na_2S_2O_3$ Pur

- Solution N/10 : 25 g/l

- Solution N/80 : 125 cc de N/10 ajustés à 1000 en flacon brun stabiliser avec 5 cc de chloroforme.

2) Solution titrée diiodate de potassium :

a) 3,567 g KIO_3 /l (N/10)

b) 25 cc de (a) dans 200 cc d'eau (N/80)

3) Empois de thiodène

2 g dans 40 cc d'eau froide, ajouter 200 cc d'eau à 80°.

TECHNIQUE EXPERIMENTALE

I. Vérification du titre du thiosulfate

Dans un erlen, mettre succesivement :

- 10 ml iodate N/80
- 50 ml d'eau distillée bouillie et 1 g KI
- 1 ml H₂SO₄
- 3 gouttes de thiodène d'amidon

Titrer au thiosulfate avec burette au 1/20. Quand la coloration jaune pâlit ajouter 3 gouttes de thiodène.

Si N_o ml de thiosulfate ont été utilisés, le titre est

$$t = \frac{0,0125}{N_o} \times 10$$

II. Dosage :

1) Opération préliminaires :

. sur place :

- Récolter eau de mer sans bulles dans flacon de 250 ml à bouchon rodé plein jusqu'au bord,
- Introduire avec pipette 2 traits en la faisant pénétrer :
 - 1 cc de la solution de chlorure de manganèse
 - 1 cc de la solution de potasse iodurée
- Fermer le flacon en faisant déborder, agiter pour homogénéiser le précipité. Laisser décanter.

. Au laboratoire

Introduire 1 ml d'acide sulférique concentré avec pipette 2 traits. Boucher - Agiter jusqu'à dissolution du précipité.

2) Dosages proprement dits :

Verser 100 cc dans erlen. Doser avec thiosulfate N/80 en ajoutant quelques gouttes de thiodène vers la fin. Soit N le nombre de cc utilisés :

$$Q = O_2 \text{ mg/l} = N.t. 80 \frac{V}{V - 2} \text{ avec } V = \text{volume du flacon}$$

$$Q = O_2 \text{ cc/l} = Q \times 0,7$$

$$Q \text{ cc/l} = \frac{N. 7,056}{N_o}$$

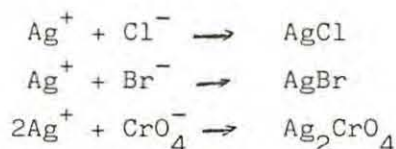
$$\% \text{ saturation} = Q \text{ cc/l} \cdot \frac{100}{s}$$

s correspond aux 100 % de saturation pour une salinité et une température donnée.

DETERMINATION DE LA SALINITE PAR VOLUMETRIE (METHODE DE KNUDSEN)

Principe :

Les halogènes contenus dans l'eau de mer sont précipités par addition de AgNO_3 . Le virage est détecté au K_2CrO_4 (détection des ions Ag^+ en excès). Les réactions suivantes sont donc observées :



La solution de nitrate d'argent est étalonnée à l'aide d'une eau de mer normale (eau standard) de telle sorte qu'un ml de solution d' AgNO_3 correspond à une unité de salinité.

Modalités du dosage :

A. Réactifs

1. Eau de mer normale :

L'eau de mer normale en ampoules scellées de 250 ml est obtenue au Laboratoire Hydrographique, Charlottenlund Slot, Copenhagen, Denmark. Sa chlorinité est approximativement de 19,30 ‰.

2. Solution de nitrate d'argent :

Dissoudre 13,625 g d' AgNO_3 dans de l'eau distillée. Ajuster à 1 litre. Conserver en flacon bouché à l'abri de la lumière. Cette solution doit être diluée pour être ajustée à l'eau de mer normale selon la technique ci-après.

3. Solution indicatrice et de dilution :

Dissoudre 80 g de chromate de potassium K_2CrO_4 dans 1 litre d'eau distillée.

B. Mode opératoire

Verser 5 ml d'eau de mer dans un Erlen à col large de 250 ml à l'aide d'une pipette. Ajouter 1 ml de la solution de chromate de potassium. Titrer la solution de nitrate d'argent, à l'aide de la burette automatique. Environ 1 ml avant le virage, rincer la paroi de l'Erlen avec un peu d'eau distillée à l'aide d'une pissette.

Le dosage est terminé quand le précipité prend une couleur légèrement rouge qui reste persistante après 30 secondes. Soit VE la quantité de solution AgNO_3 versée. Cette solution a été calculée de telle façon que 1 ml de solution correspond à une salinité de 1 ‰. On lit alors directement la valeur approximative de la salinité sur la burette.

C. Etalonnage

Verser 5 ml d'eau de mer normale. Soit V_N le volume de AgNO_3 nécessaire pour précipiter les halogénures de l'eau normale qui est à 35 ‰. La salinité corrigée sera alors :

$$S \text{ ‰} = \frac{35 \times VE}{V_N}$$

METHODE DE DOSAGE DES ACIDES AMINES SOLUBLES DANS L'EAU DE MER

Principe :

La fluorescamine réagit avec les acides aminés libres et les peptides en formant des dérivés fluorescents. La réaction peut être directement testée sur l'eau de mer dans laquelle on peut détecter jusqu'à 0,1 umole d'acides aminés par litre exprimé en équivalent de glycine (glycocolle) : $\text{NH}_2 - \text{CH}_2 - \text{COOH}$.

Réactifs utilisés :

- Borate de sodium en solution saturée
- Solution acétonique de fluorescamine (200 mg.l^{-1} d'acétone)

Matériel utilisé :

Fluorimètre TURNER 111 ou 112 avec un filtre d'excitation à 390 nm (CORNING filter 7 - 60) et un filtre d'émission à 480 nm (WRATTEN n °3). On incorpore aussi dans le trajet optique trois filtres neutres de sorte à ne laisser passer que 20 % de l'émission.

La lampe utilisée est du type F4 T4 / BL sur la fenêtre d'ouverture minimale (1).

Mode opératoire :

- Introduire dans un tube à hémolyse 2 ml d'eau de mer filtrée à 0,45 um sur WHATMAN GF/C.
- Ajouter successivement 0,5 ml de solution saturée de borate de sodium et 100 ul de solution acétonique de fluorescamine.
- Agiter vigoureusement et rapidement le mélange et introduire aussitôt le tube dans le fluorimètre.
- lire immédiatement le maximum d'émission (0 à 100).

Remarque :

Il est impératif d'opérer soigneusement et rapidement car la valeur d'émission lue à la sortie du photomultiplicateur décroît de façon très sensible avec le temps (20 % de chute après 5 minutes).

.../...

Etalonnage et expression des résultats :

Les fluorescences lues sont comparées à celles obtenues à partir des solutions d'eau de mer synthétique de glycolle à des concentrations comprises entre 0 et 25 umoles/litre.

BIBLIOGRAPHIE :

- UDENFRIEND S. and others, 1972.- Fluorescamine : a reagent for assay of amino acids, peptides and primary amines in the picomole range. Science 178 : 871 - 872.
- NORTH B.B., 1975.- Primary amines in California Coastal waters : utilization by phytoplankton. Limn. Oceanogr., Vol. 20 (1) : 20 - 27.
- RAZET D., GARNIER J., 1983.- Dosages des acides aminés solubles. Rapport I.S.T.P.M La Tremblade 1982.

DETERMINATION DE L'AMMONIAC DISSOUS DANS L'EAU DE MER

I. PRELIMINAIRE

L'azote minéral dissous dans l'eau de mer existe sous forme d'azote gazeux et d'ions ammonium, nitrite et nitrate. Dans le cycle de l'azote, l'ammoniac dissous (sous forme d'ions ammonium) occupe une place particulière. D'une part, la production de matière organique par photosynthèse, démarre par l'assimilation de l'ammoniac dissous. D'autre part, la dégradation de l'azote particulaire et de l'azote dissous par l'activité hétérotrophique donne lieu à la formation d'ammoniac oxydé ensuite en nitrite puis en nitrate. Enfin, le zooplancton contribue à enrichir l'eau de mer en ammoniac par excrétion directe.

Les teneurs en ammoniac dissous dans l'eau de mer sont comprises généralement entre 0 et 3 $\mu\text{atg NH}_4 - \text{N/l}$.

II. PRINCIPE

Le dosage est basé sur la réaction signalée par BERTHELOT en 1859.

En milieu alcalin ($8 < \text{pH} < 11,5$) l'ammoniac dissous réagit sur l'hypochlorite pour former une monochloramine. Ce composé, en présence de phénol et en milieu oxydant (excès d'hypochlorite), donne lieu à la formation d'un bleu d'indophénol. A 20 C la réaction, catalysée par l'ion nitroprussiate, demande 6 heures pour se développer. L'absorption est mesurée à 630 nm.

III MODALITES DU DOSAGE

A. Echantillonnage

Les échantillons sont recueillis immédiatement à bord. Verser 50 ml dans un flacon de verre (bouchon rodé ou à vis). Ils sont à doser immédiatement (voir paragraphe C).

B. Réactifs

Les réactifs sont réalisés à l'aide d'eau distillée, redistillée en milieu acide et oxydant (eau distillée)

1. Réactif 1

Dissoudre 17,5 g de phénol ($\text{C}_6\text{H}_5\text{OH}$) et 200 mg de nitroprussiate de sodium ($\text{Na}_2(\text{Fe}(\text{CN})_5\text{NO}, 2\text{H}_2\text{O})$), dans 400 ml d'eau bidistillée.

Compléter jusqu'à 500 ml avec de l'eau bidistillée.

.../...

La solution est stable plusieurs semaines quand elle est conservée au froid et à l'abri de la lumière.

2. Réactif 2

Dissoudre 140 g de tricitrate de sodium ($C_6H_5Na_3O_7 \cdot 2H_2O$), et 11 g de soude dans 400 ml d'eau bidistillée, compléter à 500 cc.

Pour réaliser une solution contenant 0,14 % de chlore, ajouter 0,750 g d'acide dichloroisocyanurique qui libère le chlore en solution aqueuse.

La solution est stable quand elle est conservée au froid et à l'abri de la lumière.

C. Mode opératoire

50 ml d'échantillon sont versés dans un flacon de verre (bouchon rodé ou à vis avec pastille de "téflon").

Successivement, 1,5 ml de réactif 1 et 1,5 ml de réactif 2 sont ajoutés. Après chaque addition de réactif, le flacon est soigneusement agité puis fermé hermétiquement. Maintenir à l'obscurité.

La réaction demande 6 heures au moins pour se développer à la température du laboratoire (20 C environ). Il est préférable de la laisser se poursuivre une nuit (24 heures au réfrigérateur). Une fois formée la coloration est stable plusieurs jours.

La densité optique de la solution est mesurée dans une cuve de 5 cm à 630 nm, par rapport à de l'eau distillée (cuve de référence).

IV MANIPULATION

1. Dosages

Les échantillons sont dosés en double exemplaire.

Les résultats sont comparés à la D.O. que développerait une solution standard réalisée à partir de sulfate d'ammonium cristallisé à des concentrations de l'ordre de $4 \text{ uatg N} - \text{NH}_4 \text{ l}^{-1}$.

DOSAGE DES GLUCIDES PARTICULAIRES ET DISSOUS DANS L'EAU DE MER

Principe :

En présence d'un acide minéral fort, les pentoses donnent des furfural et les hexoses donnent du 5 hydroxymethyl furfural. Le furfural et ses dérivés se combinent avec le phénol (ou d'autres corps phénoliques, ex : α naphthol) pour donner un complexe coloré. C'est cette réaction qui sera utilisée dans le protocole suivant.

Echantillonnage :

Les particules d'un volume d'eau de mer (à déterminer suivant la turbidité) sont recueillies sur un filtre WHATMAN GF/C 0,45 μ m préalablement calciné à 450°C pendant 1 heure dans un four à moufle. Filtres et particules peuvent être stockés à -20°C plusieurs mois avant d'être analysés.

De même environ 10 ml du filtrat sont congelés pour les dosages des glucides dissous.

Réactifs utilisés :

- Solution de phénol à 5 %. Cette solution est stable si on la conserve dans un flacon en verre à 4°C. Elle est préparée à partir de solution mère concentrée (80 g de phénol pour 20 ml d'eau). Le phénol cristallisé s'oxyde et rosit quand il est exposé à l'air et à la lumière. Cette coloration disparaît après distillation.

- Acide sulfurique concentré très purifié.

Mode opératoire :

Introduire dans un tube à centrifuger (16/20) en verre ou en propylène

- 1 ml d'eau distillée
- le filtre sur lequel a été retenue la matière particulaire
- 1 ml de solution de phénol à 5 %

Broyer le filtre à l'aide d'une canne de verre.

Laisser reposer au moins 40 minutes à la température du laboratoire.

Ajouter rapidement à l'aide d'une pipette automatique 5 ml d'acide sulfurique concentré.

Homogénéiser aussitôt

Laisser reposer 10 minutes à la température de la salle ou au mieux dans un bain d'eau à 25 - 30°C.

Mesurer la densité optique du surnageant à 490 um après centrifugation à 3 000 tours.mn⁻¹ pendant 10 minutes.

Etalonnage et expression des résultats :

Les densités optiques lues au spectrophotomètre sont à comparer à celles obtenues avec une solution de glucose à des concentrations de 0 à 100 ug/l.

Les résultats sont exprimés en ug d'équivalent en glucose.

N.B. : Dosage des glucides dissous d'eau de mer : la même méthodologie que pour les dosages des sucres particuliers. 1 ml de l'échantillon d'eau de mer filtrée remplace le ml d'eau distillée.

BILBIOGRAPHIE :

DUBOIS M., GILLES K.A., HAMILTON J.K., REBECS P.A. and SMITH F., 1956.-

Colorimetric method for determination of sugars and related substances. Anal. Chem., 28 (3) : 350 - 356.

MOREAU J., 1970.- Contribution aux recherches écologiques sur les claires à huîtres du bassin de Marennes-Oléron. Thèse, Nantes, 1970, 90 pages.

MALARA-CHARRA, 1972.- Dosage des glucides particuliers selon la méthode de Dubois. Notes de travail. Villefranche/Mer.

DOSAGE DES LIPIDES PARTICULAIRES DE L'EAU DE MER

Principe :

L'hydrolyse acide et à chaud des acides gras révèle une coloration brune dont le maximum d'absorption se situe aux environs de 360 mu.

Echantillonnage :

On recueille les particules d'un volume d'eau de mer prédéterminé de l'ordre de 1 litre sur filtre Whatman GF/C calciné à 450° pendant une heure. Dans un tube à hémolyse en verre les particules retenues peuvent être conservées au congélateur pendant plusieurs mois.

Extraction :

Les lipides sont extraits dans le chloroforme de la façon suivante :

- Introduire dans le tube à hémolyse contenant le filtre après décongélation 2 ml de chloroforme.
- Broyer finement avec une spatule ou une canne de verre le filtre et laisser extraire au moins 1 heure au réfrigérateur pour éviter toute évaporation du solvant.
- Pipetter la solution ainsi formée à l'aide d'une pipette fine ou d'une pipette automatique à cône dans un autre tube à hémolyse.
- Réintroduire 1 ml de chloroforme sur le broyat du premier tube afin de rincer ce dernier.
- Pipetter de nouveau le reliquat de chloroforme que l'on a ajouté à la première solution.
- Evaporer le solvant à 40°C dans une étuve pendant au moins 24 heures (jusqu'à la disparition complète du solvant).
- Rajouter 2 ml d'acide sulfurique concentré sur les lipides ainsi retenus et porter à 200 °C dans un bain de sable ou dans un bloc d'aluminium chauffant pendant au moins 15 minutes.
- Après refroidissement, rajouter avec précautions 3 ml d'eau distillée de manière à obtenir un mélange homogène. La réaction est très exothermique.
- Après refroidissement, lire la D.O. à 360 mu.

.../...

Expression des résultats :

Les densités optiques lues au spectrophotomètre sont à comparer à celles obtenues à partir d'une solution standard évaporée d'acide tripalmitique ou glycérol tripalmitate à des concentrations comprises entre 0 et 200 ug/ml.

BIBLIOGRAPHIE :

MARSH (J.B.) and WEINSTEIN (D.B.), 1966. - Simple charring method for determination of lipids J. of lipids research Vol. 7, 1966 : 571 - 576.

RAZET (D.), 1980). - Dosages des lipides particuliers de l'eau de mer. Rapport interne I.S.T.P.M. La Tremblade.