

3rd Meeting of the I.C.E.S. Working Group on Mariculture, Brest, France, May 10-13, 1977.
Actes de Colloques du C.N.E.X.O., 4 : 331-346.

ELEVAGE LARVAIRE ET PRODUCTION DE NAISSAIN
DE *CRASSOSTREA GIGAS* EN MILIEU TROPICAL

par
AQUACOP⁺

Centre Océanologique du Pacifique, B.P. 7004, Taravao, Tahiti.

RESUME.

En vue de développer l'ostréiculture dans les îles du Pacifique Sud et plus particulièrement en Polynésie Française, des essais de production en écloserie de naissain de *C. gigas* ont été menés au Centre Océanologique du Pacifique du CNEOX à Tahiti.

Les conditions du milieu tropical considéré (température élevée toute l'année, eaux naturellement peu productives) ont amené à développer des solutions particulières en ce qui concerne le maintien des reproducteurs, et à utiliser lors de l'élevage larvaire une souche d'algue isolée localement et des traitements préventifs par antibiotiques. Pour la fixation, la technique retenue a été celle sur brisure de coquilles de façon à produire du naissain libre.

Ce texte présente et discute les résultats obtenus dans l'écloserie expérimentale au cours de quatre séries d'élevage effectuées entre septembre et novembre 1976 où environ 250 000 naissains ont été produits. Les bacs d'élevage de 800 litres cylindroconiques où l'eau est renouvelée tous les 2 jours, doivent permettre d'obtenir en routine 1 million de larves prêtes à fixer.

ABSTRACT.

In order to develop oysters culture in the South Pacific Islands and especially in French Polynesia, trials for producing spat of *C. gigas* in controlled conditions were conducted at the Centre Océanologique du Pacifique of the CNEOX in Tahiti.

Tropical water environment (high temperature all year round and low productivity) led to the development of particular techniques for maintaining the brood stock. During the larval rearing a locally isolated algae strain is used and antibiotics as preventive treatments are added. For settling, crushed shell is used giving free spat.

This paper presents and discusses the results obtained in the experimental hatchery during four rearing series from September to November 1976, when about 250 000 spat were produced. The 800 liters cylindroconical rearing tanks where water is changed every two days should give routinely 1 million larvae ready to settle, every three weeks.

+ AQUACOP, équipe d'aquaculture du C.O.P.

- Algues et mollusques : J.L. Martin, O. Millous, Y. Normant, J. Moriceau, D. Carlson, D. Gillet.
- Nutrition : G. Cuzon, A. Fevre, J. Melard, L. Mu, C. de la Pomelie, G. Fagnoni, J. Gatescoupe, P. Vilmorin.
- Contrôle et traitement de l'eau : J. Calvas, H. Bouchard, B. Couteaux.
- Pathologie : J.F. Le Bitoux, J. Robin.
- Elevage de crustacés et poissons : J.M. Griessinger, P. Hatt, M. Jarillo, F. Fallourd, T. Orth, J.P. Landret, O. Avalle, D. Amaru, A. Bennet, V. Vanaa, J. Mazurié, G. Poullaouec, D. Lacroix, B. Aufauvre, X. Sandrin, J. Goguenheim, S. Robert.
- Technologie : J.F. Virmaux.
- Responsable de l'équipe : A. Michel.

INTRODUCTION.

Ces dernières années, des essais ont eu lieu pour implanter des élevages de *Crasostrea gigas* dans différentes îles du Pacifique : Nouvelle-Calédonie, Nouvelles-Hébrides, Fidji et Polynésie Française, à partir de naissain fixé en provenance du Japon ou de France, ou de naissain libre provenant de l'écloserie de Pigeon Point (Pacific Mariculture). De très bons taux de croissance en eaux chaudes ont été enregistrés et la taille commerciale (7-8 cm) a souvent été atteinte en moins d'un an. Par contre, la survie a souvent été médiocre et des mortalités massives encore inexplicables se sont produites.

L'approvisionnement régulier en naissain de bonne qualité et accoutumé aux températures élevées est rapidement apparu comme un facteur nécessaire au développement de l'ostréiculture.

En Polynésie Française, une seule espèce d'huître comestible déterminée comme *C. glomerata* (GOULD, 1850) par Glude et comme *C. cucullata* (BORN, 1778) par Freneix (MILLAUD, 1975), existe à l'état naturel et fait l'objet d'une ostréiculture artisanale dans les fonds de baies des îles hautes de Raiatea et Tahaa (MILLAUD, 1971). La production, démarrée sous l'impulsion du Service de la Pêche a atteint 15 tonnes en 1977 et s'écoule sur le marché local. Cette huître présente une croissance moyenne puisqu'il faut environ 2 ans pour atteindre la taille commerciale.

Aussi, avec l'idée de remplacer progressivement l'huître locale par *C. gigas* en Polynésie, une écloserie expérimentale a été créée au Centre Océanologique du Pacifique, afin de produire sur place le naissain nécessaire aux essais de grossissement dans des eaux où la température peut dépasser 30°.

Ce texte présente les premiers résultats obtenus sur le maintien des reproducteurs et l'élevage larvaire dans les conditions de Polynésie. Les techniques maintenant classiques mises au point et décrites par LOOSANOFF et DAVIS (1963), WALNE (1966), WALNE et SPENCER (1971), ont été adaptées à ces conditions particulières.

MATERIEL ET METHODE.

Des essais préliminaires ont été effectués dans des bacs cylindro-coniques de différentes capacités (100, 500, 800 litres), dans différentes conditions : salle close obscure, bacs extérieurs translucides ou opaques ; pour ces derniers, deux couleurs intérieures ont été essayées : blanc et vert sombre.

Ces premiers résultats ont permis de définir l'unité expérimentale actuelle de 40 m² qui présente un toit en plaques de fibre de verre translucide et des côtés en plaques de plastique opaque. Elle comprend 6 bacs cylindro-coniques de 800 litres (volume utilisable 700 litres) en fibre de verre, peints intérieurement en vert foncé. Ces bacs ont une double paroi où peut circuler l'eau du lagon stable en température diminuant ainsi les variations journalières de température. Ces bacs sont analogues à ceux décrits par AQUACOP (1977 a)

.../...

pour l'élevage de *Macrobrachium rosenbergii*. Un seul aérateur situé au fond du cône assure le brassage et l'oxygénation de l'eau (figure 1). L'eau de mer, pompée dans le lagon à 5 m de profondeur, présente les caractéristiques physicochimiques suivantes au long de l'année : température 25,5 - 29,5° C, pH 8,2, salinité 35 - 36°/‰.

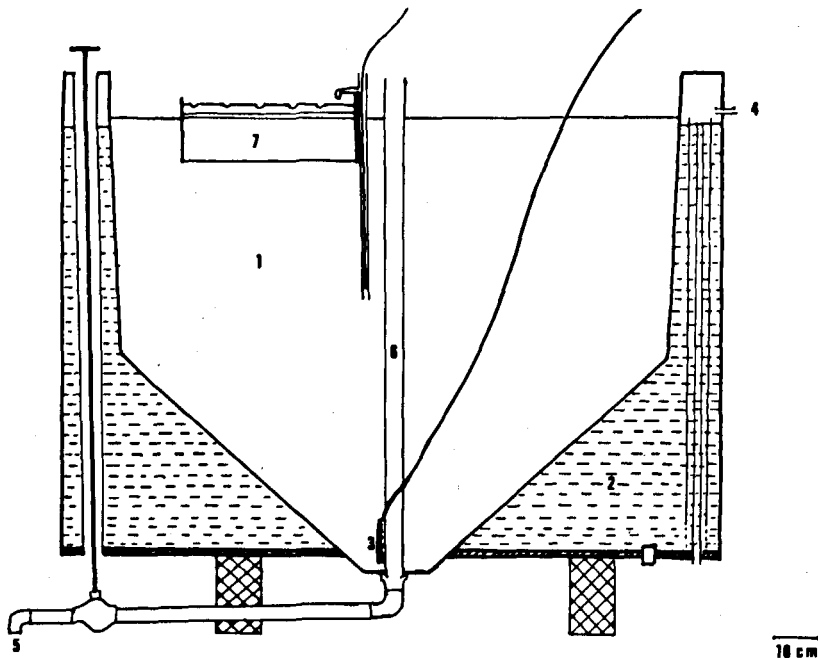


FIGURE 1 : Bac d'élevage larvaire cylindro-conique, volume 800 l.

1. bac d'élevage.
2. double paroi avec circulation d'eau.
3. aérateur.
4. entrée d'eau dans la double paroi.
5. vidange du bac.
6. tuyau central amovible.
7. caisse de fixation.

A l'arrivée dans l'écloserie, cette eau est filtrée sur filtre cartouche 5 et 0,5 µ.

La température dans les bacs a varié au cours des différents essais de 26 à 29° C. L'amplitude diurne ne dépasse pas 2° C. Ces conditions de température sont optimum pour le développement larvaire de *C. gigas* (WALNE et SPENCER, 1971).

Le stock de géniteurs a été constitué au C.O.P. à partir de naissain importé des Etats-Unis (Pigeon Point Research Center, Pescadero) en juin 1976. Les géniteurs ont été maintenus :

- dans un petit bac en contreplaqué résiné de 300 litres, la nourriture étant constituée d'algues de culture (*Isochrysis* sp., *Tetraselmis tetrahele*) ;

- dans un bassin de 800 m³ servant au grossissement de crevettes et dans lequel un bloom naturel de diatomées est entretenu.

.../...

Les géniteurs utilisés pour ces 4 séries d'élevage avaient un poids moyen d'environ 20 g.

La ponte est obtenue par chocs thermiques. La température est d'abord abaissée à 22 - 23° C pendant une demi-heure environ, puis remontée à 33 - 35° C. Après deux ou trois chocs, les animaux pondent spontanément. Les produits génitaux mâles et femelles sont récupérés séparément et passés sur un tamis de 80 µ pour éliminer les débris. La fécondation est réalisée en mélangeant spermatozoïdes et ovules en proportion telle qu'il n'y ait pas polyspermie : une dizaine de spermatozoïdes par ovule, un contrôle étant effectué au microscope.

Au cours des différents élevages, deux densités de larves ont été essayées : 9 000 larves/litre et 3 000 larves/litre (tableau 1).

	Bac	Densité initiale larves/l	Nourriture	Antibiotiques	% Larves oeillées
Elevage 1	A	3 000	5.10 ⁴ I.M.	P - S	5
	B	3 000	5.10 ⁴ I.M.	-	Arrêt 8ème jour
	D	3 000	5.10 ⁴ I.M.	P - S	5
	F	9 000	5.10 ⁴ I.M.	P - S	Arrêt 9ème jour
Elevage 2	B	3 000	5.10 ⁴ I.M.	P - S	2
	C	3 000	5.10 ⁴ I.M.	P - S	4,5
	F	3 000	5.10 ⁴ I.M.	Sulf	12,2
Elevage 3	A	3 000	5.10 ⁴ I.M.	P - S	2
	B	3 000	I - Pi - Ch	P - S	Arrêt 18ème jour
	C	3 000	5.10 ⁴ I.M.	Sulf	18,2
	D	3 000	I - Pi - Ch	Sulf	Arrêt 19ème jour
	E	3 000	5.10 ⁴ I.M.	P - S	6
	F	3 000	I - Pi - Ch	P - S	Arrêt 7ème jour
Elevage 4	A	3 000	10 ⁵ I.M.	P - S	Arrêt 20ème jour
	B	3 000	5.10 ⁴ I.M.	P - S	Arrêt 20ème jour
	C	3 000	10 ⁵ I.M.	P - S 6 j, Sulf	41
	D	3 000	5.10 ⁴ I.M.	P - S 6 j, Fur	19,4
	E	3 000	10 ⁵ I.M.	P - S 6 j, Fur	11
	F	3 000	5.10 ⁴ I.M.	P - S 6 j, Sulf	32

TABLEAU 1 : Conditions particulières des 4 séries d'élevage : densité initiale (larves/l) ; nourriture en nombre de ϕ /ml (I : *Isochrysis sp*, M : *Monochrysis lutheri*, Pi : *Pseudoisochrysis paradoxa*, Ch : *Chlorella sp*) ; antibiotiques (P : pénicilline, S : streptomycine, Sulf : sulfamerazine, Fur : furanace) et pourcentage de larves oeillées.

Un changement d'eau total a lieu tous les deux jours. Les larves sont alors récupérées dans des concentrateurs en PVC munis de toile plancton, dont la maille varie en fonction de la taille moyenne des larves, de manière à éliminer les plus petites. Les mailles utilisées sont les suivantes :

- 48 microns jusqu'au 6ème jour
- 65 microns le 8ème jour
- 85 microns le 10ème jour
- 100 microns du 12ème au 18ème jour
- 207 microns le 20ème jour.

.../...

Lors du changement d'eau, le bac est lavé à l'eau douce et au savon, les larves récupérées sont mises dans un seau de 10 litres et deux prélèvements de 1 ml sont effectués pour les comptages et les mensurations.

Au point de vue nourriture, plusieurs mélanges d'algues unicellulaires ont été essayés (tableau 1) :

- mélange *Isochrysis sp.*, *Monochrysis lutheri* à 25 000 cellules de chaque espèce par ml ;
- mélange *Isochrysis sp.*, *Monochrysis lutheri* à 50 000 cellules de chaque espèce par ml ;
- mélange *Isochrysis sp.*, *Pseudoisochrysis paradoxa*, *Chlorella sp.*, en proportion telle que le volume de matériel cellulaire soit identique pour chaque espèce. Ce mélange correspond à une concentration totale d'environ 100 000 cellules/ml.

Les algues sont produites suivant la méthode du bloom dans deux salles à température constante : l'une à 20° pour *Monochrysis*, l'autre à 25° pour *Isochrysis* et *Tetraselmis* qui sont des algues isolées localement. Les volumes de production sont des cylindres de 110 litres en polyester (feuille translucide armée de fibre de verre, épaisseur 1 mm), inoculés à partir de cultures effectuées par augmentations successives de volumes depuis la souche conservée en tube à essais (150 ml, 3 l et 20 l). Les densités moyennes obtenues sont de 6.10^6 \varnothing /ml pour *Monochrysis*, 8.10^6 \varnothing /ml pour *Isochrysis* et $1,5.10^6$ \varnothing /ml pour *Tetraselmis*. L'ensemble du processus dure 8 à 10 jours. Le milieu utilisé est le milieu de Conway. Les deux salles permettent d'avoir en production environ 600 litres.

Les comptages d'algues sont effectués au microscope avec une cellule de Malassez. La nourriture n'est distribuée que toutes les 48 heures après le changement d'eau.

Toutefois, au cours de l'essai 2, des comptages de contrôle ont été effectués entre deux changements d'eau, c'est-à-dire au bout de 24 heures.

Tous les élevages sont traités par un antifongique, le Tréflan : 0,005 ml de Trifluraline (produit actif) dissous dans 1 litre d'eau et distribué au goutte à goutte. Ce produit est actif sur des champignons du genre *Lagenidium* et *Sirolopidium* (ARMSTRONG, 1975 ; AQUACOP, 1977 b), ce dernier étant décrit par LOOSANOFF (1969) comme responsable de mortalités massives dans des élevages de bivalves.

Les élevages sont également traités aux antibiotiques (tableau 1) :

- mélange Pénicilline-Streptomycine : 12 500 UI, 10 mg/l/24 heures ;
- Furanace : 0,5 mg/l/48 heures ;
- Sulfamerazine : 15 mg/l/48 heures ;
- Pénicilline-Streptomycine (12 500 UI, 10 mg/l) pendant 6 jours, puis Sulfamerazine (15 mg/l) jusqu'à la fixation.

.../...

Au cours de l'élevage 4, des comptages bactériens ont été effectués sur gélose nutritive à 12°/.. et sur gélose de Zobell à 30°/.. Les comptages sont exprimés en nombre de colonies 24 heures après ensemencement et multipliés par la dilution effectuée.

La fixation se fait sur brisures de coquille calibrées entre 300 et 500 microns, ce qui permet de produire du naissain libre sans opération de détroquage. Les caisses de fixations sont en contreplaqué résiné, rectangulaire, de 40 x 30 x 15 cm. Le fond est en toile plancton de 207 microns. La caisse est introduite directement dans le bac d'élevage (4 caisses par bac) au moment de la fixation. 100 000 larves sont mises à fixer par caisse avec 40 g de brisure représentant environ 5 particules/larves. Un "air-lift" assure la circulation de l'eau entre le bac et la caisse (figure 2). Plusieurs types de brisures ont été utilisés :

- brisure de coquilles d'huître *C. gigas* qui est blanche et en paillettes ;
- brisure de coquilles de nacres, *Pinctada margaritifera* qui est noire et arrondie ;
- mélange d'huître et nacre ;
- sable corallien.

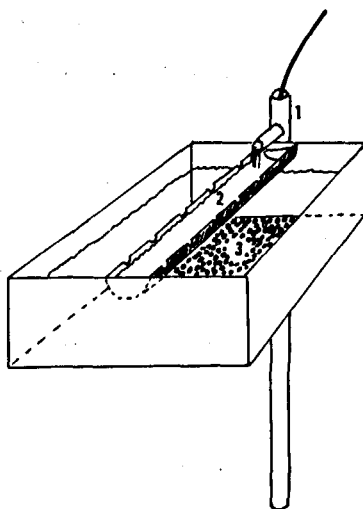


FIGURE 2 : Caisse de fixation.

1. "air-lift"
2. gouttière de distribution de l'eau
3. fond de la caisse en toile plancton 207 μ recouverte de brisures de coquille.

Lors de l'élevage 4, des coquilles entières de bénitiers, *Tridacna maxima*, ont été utilisées comme témoin. Elles sont enfilées sur une cordelette de nylon et immergées directement dans le bac.

RESULTATS.

Ponte et fécondation.

La maturation est obtenue d'une façon continue en saison chaude (28-30°) ou froide (25-26°) pour les huîtres alimentées sur bloom de diatomées (*Nitzschia*, *Navicula*, *Chaetoceros*, .../...

Rhizosolenia, *Thalassiosira*, etc...) provenant du bassin à crevettes. Les huîtres gardées en petits bacs et nourries sur *Isochrysis sp.* et *Tetrasetelmis tetrathale* ont montré peu ou pas de signe de maturation.

Une femelle de 20 g donne plusieurs millions d'oeufs et le pourcentage de fécondation est toujours très élevé (supérieur à 90 %). Les mauvaises fécondations parfois constatées sont toujours dues à un manque de maturité des produits sexuels. Cela a lieu principalement lorsque les chocs thermiques sont sans résultat et que les géniteurs sont alors ouverts de façon à prélever directement les produits génitaux dans la gonade. Cette manière de procéder aboutit le plus souvent à un pourcentage très élevé de larves D anormales.

Elevage larvaire.

Densité initiale de larves :

Ce facteur a été étudié au cours de l'élevage n° 1 (voir tableau 1) : le bac F recevant une densité initiale de 9 000 larves/litre est arrêté le 9ème jour, les larves n'ayant pas évolué et étant mortes. Par contre, les bacs A et D à 3 000 larves/litre et recevant par ailleurs la même nourriture et le même traitement antibiotique donnent chacun 5 % de larves oeillées.

Nourriture :

Deux régimes alimentaires qualitativement différents ont été essayés lors de l'élevage n° 3 (tableau 1).

Dans les 3 bacs nourris sur le mélange *Isochrysis sp.* *Pseudoisochrysis paradoxa* et *Chlorella sp.*, aucune larve oeillée n'a été obtenue et ceci quelque soit le traitement antibiotique utilisé. Par contre, les 3 bacs recevant le mélange *Isochrysis sp.*, *Monochrysis lutheri* ont abouti à la production de larves oeillées.

Du point de vue quantitatif, les résultats de l'élevage n° 4 (tableau 1) ne montrent pas de différence significative entre les bacs recevant 10^5 cellules/ml et les bacs recevant 5.10^4 cellules/ml.

Lors de l'élevage n° 2, les comptages effectués 24 heures après le changement d'eau (tableau 2), montrent qu'il n'est pas nécessaire d'augmenter la fréquence de distribution des algues, la concentration restant toujours voisine ou supérieure à la concentration initiale.

Traitements antibiotiques :

Le tableau 3 regroupe les bacs comparables en densité de larves et en nourriture et ayant reçu des traitements antibiotiques différents.

Le bac n'ayant reçu aucun traitement est arrêté le 8ème jour, les larves n'évoluant pas. Les bacs traités au mélange Pénicilline-Streptomycine donnent des pourcentages de larves oeillées compris entre 2 et 6 %.

.../...

Date	Comptages en μ /ml			
	BAC F		BAC B	
	t : 0	t : 24 h	t : 0	t : 24 h
27.09.76	50 000			
28.09.76		40 000	50 000	
29.09.76	50 000			55 000
30.09.76		72 000	50 000	
1.10.76	50 000			76 000
2.10.76		92 000	50 000	
3.10.76	50 000			40 000
4.10.76		36 000	50 000	
5.10.76	50 000			72 000
6.10.76		84 000	50 000	
7.10.76	50 000			64 000
8.10.76		56 000	50 000	

TABLEAU 2 : Concentration en algues dans deux bacs au cours de l'élevage n° 2.
t : 0 : concentration initiale après changement d'eau ; t : 24 h : concentration 24 h après changement d'eau.

Bacs	Traitements	% larves oeillées
B n° 1	Sans	Arrêt le 8ème jour
A n° 1	P - S	5
D n° 1	P - S	5
B n° 2	P - S	2
C n° 2	P - S	4,5
A n° 3	P - S	2
E n° 3	P - S	6
B n° 4	P - S	Arrêt le 20ème jour
F n° 2	Sulf	12,2
C n° 3	Sulf	18,2
C n° 4	P - S 6 j. puis Sulf	41
F n° 4	P - S 6 j. puis Sulf	32
D n° 4	P - S 6 j. puis Fur	19,4
E n° 4	P - S 6 j. puis Fur	11

TABLEAU 3 : Traitements antibiotiques et pourcentages de larves oeillées obtenues.
P : Pénicilline ; S : Streptomycine ; Sulf : Sulfamerazine ; Fur : Furanace.

Ces pourcentages sont nettement meilleurs pour les bacs traités à la Sulfamerazine et surtout pour les bacs ayant été traités 6 jours au mélange Pénicilline-Streptomycine puis à la Sulfamerazine.

Les comptages bactériens effectués lors de l'élevage n° 4 (tableaux 4 et 5) montrent que les bacs traités au mélange Pénicilline-Streptomycine ont un niveau bactérien au bout de 48 heures beaucoup plus élevé que les bacs traités à la Sulfamerazine ou au Furanace.

Fixations (tableau 6).

250 000 naissains ont été produits lors de ces essais.

La comparaison des résultats obtenus avec les divers types de particules utilisées ne montre pas de différence importante.

Sur coquilles de bénitier, le pourcentage de fixation est nettement plus élevé, avoisinant 50 %.

.../...

Bac	Antibiotiques	Temps après renouvellement	
		0	48 h
A	P - S	3 800	140 000
B	P - S	640	190 000
C	Sulf	2 000	6 000
D	Fur	500	6 000
E	Fur	2 300	23 000
F	Sulf	700	5 100

TABLEAU 4 : Comptages bactériens sur gélose de Zobell à 30 %.

Bac	Antibiotiques	Temps après renouvellement d'eau			
		0	7 h	24 h	48 h
A	P - S	600	460	5 500	14 500
B	P - S				18 000
C	Sulf	200	2 000	2 500	2 900
D	Fur				4 600
E	Fur	500	1 400	1 000	1 400
F	Sulf				1 300

TABLEAU 5 : Comptages bactériens sur gélose nutritive à 12°/∞.

Nature du collecteur	% de fixations	
	Elevage n° 2	Elevage n° 4
Brisure huître	6,8	
Brisure nacre	23,4	9,8
Mélange huître-nacre	12,5	
Sable corallien		16,5
Coquille de bénitier		50

TABLEAU 6 : Pourcentage de fixation obtenu en fonction des différents types de collecteur.

.../...

DISCUSSION.

Ponte et fécondation.

De bonnes pontes et de bonnes fécondations ne sont obtenues que dans la mesure où l'on dispose de géniteurs arrivés à maturité complète. Il est donc indispensable de conserver les géniteurs dans des installations telles qu'ils puissent rester toute l'année en bonne condition (LOOSANOFF et DAVIS, 1963). C'est ce qui a été réalisé en maintenant les huîtres dans le bassin de 800 m³.

Toutefois, la difficulté d'intervention et de manipulation des animaux dans un bassin aussi important, a amené la construction de bassins de 15 m³. Situés en aval du bassin de 800 m³, ils sont alimentés par les eaux effluentes de ce dernier et ont les caractéristiques suivantes :

- Les parois sont recouvertes de plaques de fibre de verre de 1 mm de façon à faciliter le nettoyage.

- Le développement des algues vertes ou autres est limité par la diminution de l'intensité lumineuse : toit formé de lattes de bois rapprochées, recouvertes de tôles translucides et toile ombrage supplémentaire sur le bac de façon à couper la lumière.

- L'évacuation de Ø 100 permet une vidange rapide et une prise d'eau douce sous pression, facilite le nettoyage des dépôts sur les coquilles. Cette opération doit être effectuée tous les jours.

- La composition du phytoplancton provenant du bassin de crevette est importante. Un mélange de diatomées favorise fortement la croissance, alors que si les chlorelles prédominent, cette dernière s'arrête complètement. Le bassin de 800 m³ (profondeur 2 m) est suivi quotidiennement et en cas de prolifération des chlorelles, l'eau est complètement changée par abaissement du niveau à 50 cm suivi d'un renouvellement rapide pendant 24 heures. Le niveau est ensuite remonté et généralement les diatomées repartent de nouveau. La circulation dans le bassin est assurée par des drains noyés dans le sédiment (gravier plus sable noir de rivière), l'eau circule de bas en haut et est évacuée par un trop-plein de surface. Ce taux de renouvellement doit rester élevé : plus de 50 %/jour sous peine de développement rapide des chlorelles. Aucune fertilisation artificielle n'est surajoutée à celle qui se produit naturellement en raison de l'excrétion des crevettes et de la distribution du granulé.

Dans ces conditions, maturation et pontes devraient être assurées toute l'année.

L'utilisation d'une éclosérie construite avec un toit translucide autorise l'action directe du soleil sur l'eau d'élevage et les larves. Aucune influence néfaste ne semble se produire, bien au contraire, puisque les algues profitent de cette lumière pour proliférer. Ceci paraît en contradiction avec l'utilisation conseillée d'éclosérie complètement fermée et d'élevage à l'obscurité.

La constante des paramètres physicochimiques de l'eau au cours de l'année, la charge très faible en matière organique et inorganique, permettent un traitement de l'eau simple puisque seul un filtre de 0,5 μ protégé par un filtre de 5 μ est utilisé.

Les bacs cylindro-coniques utilisés au C.O.P. pour les élevages de crustacés sont bien adaptés à l'élevage des mollusques. Le fond conique à forte pente permet au diffuseur d'air central un maximum d'efficacité et aucune zone morte ne se crée, vidange complète et nettoyage s'effectuant rapidement. Les installations de cette éclosérie sont donc particulièrement simples et font appel à un matériel standardisé.

La régulation de température par une circulation d'eau du lagon dans la double paroi est d'un emploi facile, particulièrement fiable.

Elevage larvaire.

Densité initiale de larves :

Les résultats obtenus lors de l'élevage n° 1 semblent nettement indiquer que la densité optimale est de 3 000 larves/litre. Ceci rejoint les résultats de WINDSOR et DUPUY (1976) qui préconisent pour *C. virginica* une densité identique.

Dans les conditions d'élevage du C.O.P., cette densité initiale permet de mettre en élevage 2.10^6 larves D par bac.

Nourriture :

Les nombreux auteurs qui se sont penchés sur le problème de la nutrition des larves de bivalves en élevage sont d'accord pour reconnaître la supériorité de flagellés nus tels que *Isochrysis*, *Monochrysis* (DAVIS, 1950, 1953 ; DAVIS et GUILLARD, 1958).

Au cours des 4 séries d'élevage réalisées, c'est effectivement le mélange *Isochrysis-Monochrysis* qui s'est révélé le meilleur.

Le mélange *Isochrysis-Pseudoisochrysis* et *Chlorelles* n'a pas fourni les résultats espérés, la présence des *Chlorelles* pouvant expliquer les mortalités observées. LOOSANOFF *et al.* (1953), LOOSANOFF (1955) ont noté sur des élevages de *Mercenaria mercenaria* que de fortes concentrations de *Chlorelles* entraînaient la mort des larves.

Le mélange *Isochrysis-Monochrysis* semble donc convenir à la concentration de 50 000 μ /ml. Dans les conditions de nos élevages, en raison de l'éclaircissement et de la température, *Isochrysis sp.* qui est une espèce isolée localement, continue à se multiplier dans le bac, c'est ce que l'on voit très nettement dans les comptages effectués 24 heures après changement d'eau lors de l'élevage n° 2. Cela comporte deux avantages :

- diminution des besoins en algues de culture,
- algues présentant une meilleure qualité nutritive.

.../...

La concentration de 50 000 cellules/ml pour des élevages démarrant à 3 larves D/ml paraît donc optimum. D'après RHODES et LANDERS (1973), les besoins en algues augmentent en fonction de la taille des larves. Dans nos élevages, la concentration en larves passant de 3/ml au stade D à 1,5/ml au stade de larve oeuillée, la quantité d'algues disponible par larve est donc 2 fois plus forte à la fin de l'élevage : 17 000 ϕ /larve en début à 33 000 ϕ /larve à la fixation. Il est difficile de comparer les chiffres donnés par les différents auteurs, les conditions d'élevages étant très variables. En général, ces chiffres varient de 10 000 ϕ /larve à 60 000 ϕ /larve.

CALABRESE et DAVIS (1970) ont montré que des cultures d'algues utilisées pour nourrir des larves de bivalves pouvaient rapidement devenir toxiques si le niveau bactérien était trop élevé. Aussi les cultures ne sont utilisées que pendant 3 jours après une période de 3 jours de pousse.

Traitements antibiotiques :

Les différents traitements réalisés montrent que l'utilisation d'antibiotiques est nécessaire dans la technique d'élevage développée ici. En effet, les larves non traitées ont été rapidement éliminées confirmant les résultats des essais préliminaires. Par contre, les différents traitements essayés se sont montrés positifs.

WALNE (1966) avait obtenu de bons résultats sur *Ostrea edulis* avec le mélange Pénicilline-Streptomycine utilisé à des concentrations plus fortes (50 000 UI/l et 50 mg/l). Par contre, LE PENNEC et PRIEUR (1972) et LE PENNEC *et al.* (1973) ne notent aucune action de la Sulfamerazine sur des élevages de *Mytilus edulis*, mais les concentrations utilisées étaient de 0,5 mg/l, soit 30 fois plus faibles.

Dans les conditions de nos élevages (température \approx 28° C), il semble que la séquence Pénicilline-Streptomycine pendant 6 jours, puis Sulfamerazine donne actuellement les meilleurs résultats : les larves s'alimentent bien et aucun arrêt de croissance, ni apparition de larves anormales n'ont été notés.

Fixations :

La technique retenue pour la fixation a l'avantage de fournir du naissain libre sans nécessiter d'opération de détroquage. Il suffit, quelques jours après la fixation d'un tamisage sur 500 microns pour récupérer le naissain qui a rapidement grossi. Les problèmes rencontrés sont surtout d'ordre technique au niveau de la circulation de l'eau dans les cagettes de fixation et des turbulences plus ou moins grandes, engendrées par cette circulation. Collage des larves sur les parois et nage en groupe à la surface.

Dans le bac témoin, les coquilles de bénitiers enfilées sur des cordelettes nylon et immergées dans le bac, ont collecté 50 % des larves en 24 heures, principalement à la face inférieure des coquilles, en zone de moindre turbulence et d'obscurité maximale. Il apparaît

.../...

donc que les cagettes dans leur condition actuelle d'emploi sont loin d'être au point, puisque les fixations obtenues sont nettement moins élevées et s'étalent sur une période plus longue.

En effet, au cours des différents essais de fixation sur brisure, la moyenne de fixation n'est que de 10 %. La nature de la brisure elle-même semble peu intervenir, toutefois la brisure de nacre paraît donner des résultats légèrement supérieurs. Son principal avantage est de présenter des particules arrondies, donc mieux calibrées, facilitant la récupération du naissain lors du tamisage sur 500 microns. C'est au niveau de la forme des cagettes, de leur profondeur, des zones d'ombrage et du système de circulation de l'eau que les améliorations devront être apportées.

CONCLUSION.

Les différents essais réalisés au C.O.P. représentent la première étape vers la mise au point d'une technique d'élevage de larves d'huîtres *C. gigas* applicable par la suite à une éclosion de production en milieu tropical.

L'éclosion expérimentale avec 6 bacs de 800 litres a une capacité théorique de production de 3.10^6 naissains par mois, en comptant 50 % de larves mises à fixer et 50 % de fixation (2.10^6 larves D par bac). L'élevage larvaire paraît d'ores et déjà reproductible, par contre, la fixation demande des améliorations importantes.

Cette technique, en faible volume, fait appel à du matériel standard (bacs, concentrateurs, circuit d'eau) ayant déjà fait ses preuves dans des élevages de *Macrobrachium* et de *Penaeides* (AQUACOP, 1977 a et c). Il semble donc possible d'inclure la production de naissain de *C. gigas* dans une éclosion polyvalente, ce qui devrait réduire considérablement le coût de production.

Les conditions en Polynésie sont telles qu'on peut envisager une production sur 10 mois de l'année. *C. gigas* n'existant pas naturellement en Polynésie Française, une telle éclosion pourrait facilement approvisionner les ostréiculteurs locaux en naissain de 4 à 5 mm dont les besoins sont estimés à 5.10^6 /an pour satisfaire le marché local. Les premiers essais de grossissement réalisés à Tahaa sont très encourageants : du naissain de 54 mg immergé en décembre 1976 atteignait en mars 1977, soit après 3 mois, le poids moyen de 11,4 g. Il reste à savoir si les mortalités enregistrées dans les essais effectués dans d'autres îles du Pacifique se reproduiront ou si ces dernières ne sont dues qu'à des déficiences saisonnières en phytoplancton de qualité convenable, ce que semblent prouver les croissances obtenues en bacs contrôlés.

BIBLIOGRAPHIE.

- AQUACOP, 1977 a. *Macrobrachium rosenbergii* (de Man) culture in Polynesia : progress in developing a mass intensive larval rearing in clear water. Eighth Workshop of World Mariculture Society, Costa Rica, 10-13 janvier 1977.
- AQUACOP, 1977 b. Observations on diseases of Crustacean cultures in Polynesia. Eighth Workshop of World Mariculture Society, Costa Rica, 10-13 janvier 1977.
- AQUACOP, 1977 c. Reproduction in captivity and growth of *Penaeus monodon* Fabricius in Polynésie. Eighth Workshop of World Mariculture Society, Costa Rica, 10-13 janvier 1977.
- ARMSTRONG, D., 1975. A fungal disease in laboratory reared larvae of the Dungeness Crab *Cancer magister* and possible chemical treatment. First Workshop on the Pathology and Toxicology of Penaeid shrimp. Galveston, 1975.
- CALABRESE, A. and H.C. DAVIS, 1970. Tolerances and requirements of embryos and larvae of bivalve molluscs. Helgoländer Wiss. Meeresunters., 20 : 553-564.
- DAVIS, H.C., 1950. On food requirements of larvae of *Ostrea virginica*. Anat. Rec., 108 : 132-133.
- DAVIS, H.C., 1953. On food and feeding of larvae of the American oyster, *C. virginica*. Biol. Bull., 104 : 334-350.
- DAVIS, H.C. and R.R. GUILLARD, 1958. Relative value of ten genera of micro-organisms as food for oyster and clams larvae. U.S. Fish Wildl. Serv. Fish. Bull., 58 : 293-304.
- LE PENNEC, M. et D. PRIEUR, 1972. Développement larvaire de *Mytilus edulis* (L.) en présence d'antibiotiques. 1ère partie : détermination des concentrations actives non toxiques de quatre antibiotiques, Aureomycine, Erythromycine, Chloramphenicol et Sulfamerazine. Rev. Intern. Oceanogr. Med., 28 : 167-179.
- LE PENNEC, M., D. PRIEUR et P. CHARDY, 1973. Développement larvaire de *Mytilus edulis* (L.) en présence d'antibiotiques. 2ème partie : action sur la croissance de quatre antibiotiques : Aureomycine, Erythromycine, Chloramphenicol et Sulfamerazine. Rev. Intern. Oceanogr. Med., 30 : 115-137.
- LOOSANOFF, V.L., 1969. Development of shellfish culture techniques. Proceedings of the Conference on Artificial Propagation of Commercially Valuable Shellfish - Oysters. October 22-30. pp. 9-40.
- LOOSANOFF, V.L. and H.C. DAVIS, 1963. Rearing of bivalve molluscs. In : Advances in Marine Biology, F.S. Russel Ed., Academic Press, Inc. London, Vol. I, 1-136.
- LOOSANOFF, V.L., C. DAVIS and P.E. CHANLEY, 1953. Behavior of clam larvae in different concentrations of food organisms. Anat. Rec., 117 : 586-587.
- LOOSANOFF, V.L., 1955. Food requirements of some bivalve larvae. Proc. Nat. Shell Fish. Assoc., 45 : 66-83.

.../...

- MILLAUD, S., 1971. Etude sur une huître comestible de la Polynésie Française. Rapport n° 2/OS/Pêche - Service de la Pêche - Polynésie Française.
- MILLAUD, S., 1975. In Salvat B. et C. Rives. Coquillages de Polynésie, les Editions du Pacifique. 391 p.
- RHODES, E.W. and W.S. LANDERS, 1973. Growth of oyster larvae, *Crassostrea virginica*, of various sizes in different concentrations of the Chrysophyte, *Isochrysis galbana*. Proc. Nat. Shellfish. Ass., 63 : 53-59.
- WALNE, P.R., 1966. Experiments in the large scale culture of the larvae of *Ostrea edulis* (L.). Fishery Invest., Lond., Ser. 2, 25 (4) : 53 p.
- WALNE, P.R. and B.E. SPENCER, 1971. The introduction of the Pacific oyster (*Crassostrea gigas*) into the United Kingdom. Shellfish. Inform. Leaflet, Ministry of Agric., Fish. and Food, n° 21, 8 p.
- WINDSOR, N.T. and J.L. DUPUY, 1976. Some spatial and nutritional effects on the culturing of the larvae of *Crassostrea virginica*, the American oyster. 68th Joint Annual SINA-NSA Meeting, Miami, 21-23 June 1976.