

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 : 147-155.

REPLACEMENT DES HERBIVORES PROIES PAR DES MICROPARTICULES INERTES ;
UNE APPLICATION A L'ELEVAGE LARVAIRE DE *PENAEUS JAPONICUS*.

par

Michel L'HERROUX, Robert METAILLER et Luc PILVIN

Centre Océanologique de Bretagne, B.P. 337, 29273 Brest Cédex, France

ABSTRACT.

The present work describes the rearing of Penaeus japonicus larvae using only unicellular algae and inert microparticles. The use of these particles is compared with that of living animal preys, more frequently employed.

RESUME.

Le présent travail a pour objet la description d'une technique d'élevage des larves de Penaeus japonicus ne faisant intervenir que des algues unicellulaires et des microparticules inertes. L'utilisation de ces dernières est comparée avec celle des proies animales vivantes, plus classiquement employées.

.../...

INTRODUCTION.

Nous décrivons ici une technique d'élevage larvaire de *Penaeus japonicus* sans apport de proies animales vivantes c'est-à-dire sans les élevages annexes de Rotifères (*Brachionus plicatilis*) et d'*Artemia salina* classiquement employés pour la nourriture larvaire de l'espèce et des pénéidés en général.

La méthode retenue pour cette réalisation procède de l'utilisation de volumes de 250 et 450 l et de l'élevage séparé d'algues unicellulaires fournies quotidiennement aux larves. Sont également apportés, en temps utile, les aliments inertes préparés séparément.

Ces travaux sont menés à Brest (France) au sein d'une équipe de recherche en Aquaculture, et il ne saurait être question, sous ce climat, d'établir une filière rationnelle d'élevage, comme cela est pratiqué au Japon, par l'emploi de grands volumes dans lesquels se réalisent des cultures algales (de type "Bloom") et où se développent, ainsi que les larves, les proies animales vivantes (FUJINAGA, 1942, 1967 ; SHIGUENO, 1975).

Selon la méthode en petits et moyens volumes classiquement employée ("Galveston method" : MOCK et NEAL, 1974), les proies animales vivantes sont utilisées dès la première mysis (souvent à partir de la dernière zoé) et pour les 3 mysis, soit environ pendant la moitié de la vie larvaire (COOK et MURPHY, 1966 ; MOCK, 1971, 1974 ; SAN FELIU, 1972, 1976 ; DURBIN et al., 1972). Ces élevages annexes d'animaux herbivores sont contraignants. Ils constituent un maillon très coûteux à produire. Ils exigent un apport considérable de nourriture vivante (algues unicellulaires) ou inerte (poudre fine de *Spirulina maxima*) à fournir quotidiennement (PERSON-LE RUYET, 1975, 1976). Ils nécessitent donc une constante main d'oeuvre pour la nutrition, l'entretien, la pêche.

En outre, les oeufs d'*Artemia salina* disponibles dans le commerce sont de qualités différentes et d'un approvisionnement difficile.

Ce sont ces raisons qui ont orienté nos efforts vers la mise au point d'une méthode d'élevage larvaire qui puisse se passer, en tout ou partie, des proies animales vivantes, tout en conservant une survie satisfaisante jusqu'après la métamorphose.

MATERIEL ET METHODE.

La définition des techniques employées ne saurait être donnée ici dans le détail. Nous nous limiterons à la description sommaire des volumes d'élevage larvaire et à celle de la fabrication des particules inertes.

Volumes d'élevage larvaire.

Nous avons utilisé 3 types de volumes, 250, 450 et 1 500 l. Sans qu'il soit possible de donner une explication ferme, ce sont toujours les volumes de 450 l qui ont fourni les meilleures survies. Il s'agit ici sans doute d'un problème lié à l'homogénéité des conditions

.../...

du milieu en rapport avec la dynamique de la masse d'eau, elle-même étroitement liée à la géométrie du volume.

Ces volumes de 450 l sont des cuves en polyester intérieurement revêtues d'un "gelcoat". Elles sont montées sur pieds pour permettre la pêche finale au moyen d'un concentrateur (L'HERROUX et coll., 1974) et construites telles que présentées sur la figure 1.

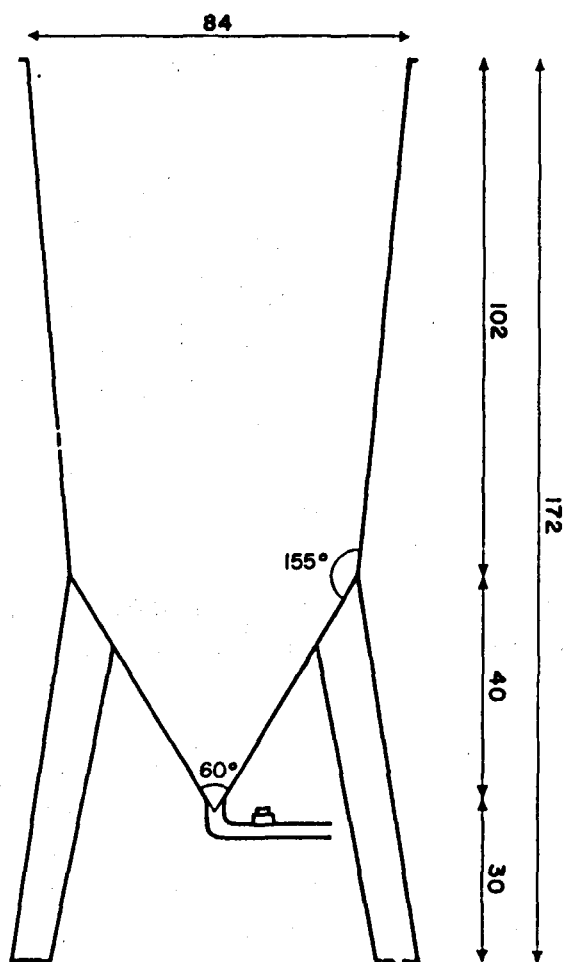


FIGURE 1 : Cuve de 450 l utilisée pour l'élevage larvaire.

"L'aération-agitation" est réalisée au moyen de 7 orifices de 2 mm ouverts sur le fond dont :

- 1 orifice sur la robinetterie d'évacuation (destiné à éviter les dépôts en ce "point-bas" du volume ;
- 6 orifices répartis par 2 sur 3 rayons équidistants.

.../...

Les débits d'air sont semblables pour chaque orifice et sont réglés pour 100 l/h en tout jusqu'au stade mysis I, puis 200 l/h jusqu'à et après la métamorphose.

L'eau de mer est celle de la rade de Brest (salinité normale entre 34 et 35‰) maintenue à 24° C ($\pm 1^\circ$ C) par la climatisation de l'air de la salle.

Il s'agit d'élevages en eau stagnante. Les renouvellements en eau s'effectuent à partir du 4ème jour puis tous les 2 jours à raison de 1/3 du volume. Dès l'utilisation des aliments inertes (mysis 3) ces renouvellements deviennent quotidiens.

Les animaux sont maintenus dans ces cuves jusqu'au 3ème jour après la métamorphose (P₃)⁺. Ils sont ensuite, dans le cas de l'utilisation de l'*Artemia*, élevés en bacs "Ewos" de 2 m x 2 m avec un circuit ouvert (0,5 m³/h) à raison de 30 000 par bac jusqu'à leur faculté à se nourrir uniquement de moules fraîches ouvertes posées sur le fond, le passage à ce régime se faisant progressivement entre P₅ et P₉₋₁₀.

Dans le cas de l'utilisation des particules alginatées, leur maintien en suspension exige la poursuite de l'emploi de "volumes hauts" permettant une bonne remise en suspension de la nourriture inerte jusqu'à la post-larve de 9-10 jours. Les charges initiales ne peuvent être maintenues et leur définition fait l'objet des travaux en cours.

Fabrication des broyats alginatés.

Le travail de NEW (1976) reprend, entre autres choses, les différents procédés qui ont été utilisés pour améliorer la stabilité à l'eau des aliments destinés aux crustacés. Ceux-ci font intervenir, soit des techniques de fabrication spéciales, soit plus simplement l'utilisation de substances diverses douées de propriétés liantes.

Parmi ces dernières, les alginates nous ont semblé présenter un intérêt évident pour les animaux élevés en milieu marin du fait de leur réaction avec les ions calcium (ceux de l'eau de mer dans ce cas précis) aboutissant à la formation de gels très stables. On peut ainsi envisager de provoquer la stabilité à l'eau d'une substance ou d'un mélange au moment de sa distribution dans le bac d'élevage.

Nous décrivons ici la technique simple que nous avons utilisée pour réaliser les microparticules alimentaires (de l'ordre de la centaine de microns).

- Les aliments :

Plusieurs substances naturelles, seules ou en mélange ont été testées (tableau 1).

.../...

* L'on convient d'appeler P_n une post-larve âgée de n jours après la métamorphose.

ALIMENTS		A	C	D
Composition (en % sec)	Moules crues	90		
	Moules ébouillantées		41,5	
	Filet de poisson blanc		41,5	81
	Huile de foie de morue		3	5
	Vitamines		4	4
	Alginates	10	10	10

TABLEAU 1 : *Composition des aliments testés.*

Ce sont les aliments D pour les larves et C pour les post-larves qui ont finalement été retenus. Essentiellement d'ailleurs pour des raisons pratiques. L'aliment A est très satisfaisant mais contraignant à fabriquer (chair de moules crues).

Les moules et les filets de poisson sont finement broyés à l'aide d'un "waring blender". Eventuellement un passage à travers une toile à bluter de 200 μ permet d'éliminer les résidus de byssus, coquilles ou arêtes. L'huile de foie de morue, les vitamines et l'alginate sont successivement ajoutés selon les cas. Il est nécessaire de poursuivre le broyage pendant une à deux minutes pour favoriser l'incorporation de microbulles et permettre l'obtention de particules ayant une densité voisine de celle de l'eau de mer.

- Appareil utilisé pour la réalisation des microparticules :

Nous avons employé une trompe à vide (démontable pour permettre un nettoyage complet) représentée sur la figure 2. L'orifice supérieur est relié à une canalisation d'air comprimé.

La pâte est injectée à l'aide d'une seringue par l'orifice latéral avec un débit voisin de 600 grammes/minute. L'orifice inférieur, par où sortent les microparticules non encore gélifiées, est placé au-dessus d'un récipient rempli d'eau de mer.

Le gel se réalise dès la rencontre avec les ions calcium de l'eau de mer. Ensuite le calibrage s'effectue par tamisage sous courant d'eau de mer.

En ajustant les débits d'air et (ou) de pâte, il est possible de déplacer le maximum de particules vers les grandes ou les petites tailles. Cependant, avec l'appareil utilisé, il existe une dispersion (de 50 μ à 1 mm) qui rend nécessaire le tamisage. Un appareillage plus sophistiqué devrait permettre vraisemblablement de pulvériser directement la pâte sur le bac d'élevage tout en obtenant des microparticules de granulométrie très voisines prêtes à être consommées par les animaux.

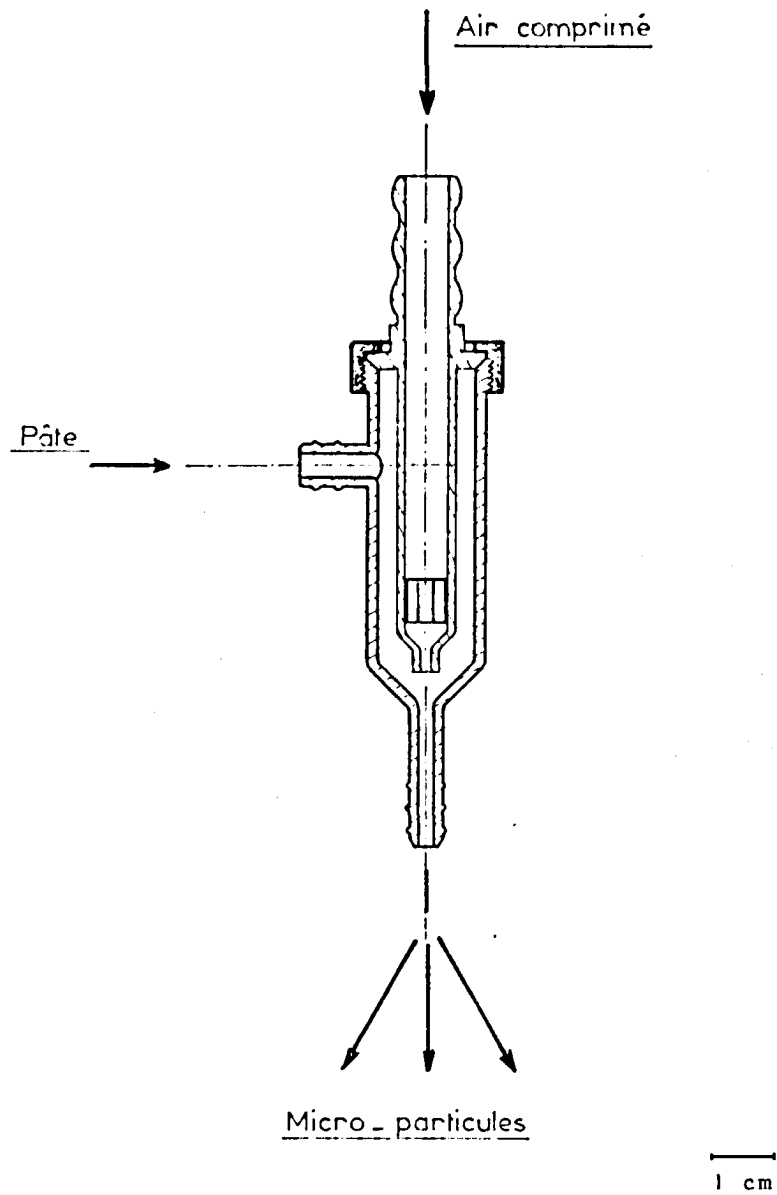


FIGURE 2 : *Trompe à vide utilisée pour la fabrication des particules alginatées.*

RESULTATS ET DISCUSSION.

Les larves élevées au COB proviennent d'oeufs de lots de géniteurs captifs dont la maturation contrôlée s'obtient par l'utilisation de thermo et photopériode variables (LAUBIER-BONICHON, 1975, 1976).

Les résultats obtenus sont nécessairement liés à l'utilisation d'un régime algal particulièrement adapté au développement des larves (*Tetraselmis suecica* (Prasinophycée),

.../...

Phaeodactylum tricornutum (Bacillariophycée), *Isochrysis galbana* (Haptophycée), *Monochrysis lutheri* (Chrysophycée)). Ces résultats sont issus d'une longue série d'essais et figurent dans le tableau 2.

Jours	Stade	MONOCHRYISIS ou ISOCHRYISIS		PHEODACTYLUM		TETRASELMIS		SOLUTION I : <i>Artemia salina</i> de 2 jours		SOLUTION II : Broyat (g/individus)		
			C/l		C/l		C/l		C/l	200-400 µ Poisson	400-600 µ Poisson	400-600 µ Poisson et Moule
1	Nauplius	300 000	2,4 10 ⁷									
2	Zoé I	300 000	2,4 10 ⁷	150 000	1,2 10 ⁷							
3	Zoé I			300 000	2,4 10 ⁷	100 000	0,8 10 ⁷					
4	Zoé II			400 000	3,2 10 ⁷	100 000	0,8 10 ⁷					
5	Zoé II			400 000	3,2 10 ⁷	200 000	1,6 10 ⁷					
6	Zoé III			400 000	3,2 10 ⁷	300 000	2,4 10 ⁷					
7	Zoé III			400 000	3,2 10 ⁷	500 000	4 10 ⁷					
8	Mysis I			400 000	3,2 10 ⁷	700 000	5,6 10 ⁷					
9	Mysis II			300 000	2,4 10 ⁷	600 000	4,8 10 ⁷					
10	Mysis III			100 000	0,8 10 ⁷	500 000	4 10 ⁷	traces	ε	25 10 ⁻⁵		
11	P.larve					400 000	3,2 10 ⁷	20	1 600	50 10 ⁻⁵		
12	P ₂					300 000	2,4 10 ⁷	30	2 400		1 10 ⁻⁴	Au-delà de PL ₄ à PL ₉
13	P ₃							50	4 000		1 10 ⁻⁴	

TABLEAU 2 : Rations alimentaires au jour le jour, par stade et par individu, pour l'élevage larvaire à 24° C de *Penaeus japonicus* en volume de 450 litres. Concentration des larves au départ : 80/litre.

Ce tableau définit pour chaque jour et pour chaque stade de la vie larvaire la nature et la quantité d'"aliments" à distribuer aux larves en élevage.

Il décrit les 2 méthodes différentes. Les rations en algues unicellulaires étant les mêmes il est possible d'utiliser :

- ou bien la solution I, c'est-à-dire l'emploi d'*Artemia salina* (de 2 jours) mais seulement pour la dernière mysis ;
- ou bien la solution II qui consiste à remplacer les *Artemia* par des particules d'une granulométrie comprise entre 200 et 400 µ (puis, pour les post-larves, entre 400 et 600 µ) obtenues à partir d'un broyat alginaté.

.../...

Le but des séries expérimentales entreprises, environ 150 expériences, était la définition d'une méthode simplifiée d'élevage larvaire. A titre indicatif, les survies moyennes, estimées à P₃ ont été, avec des larves issues de pontes diverses et avec l'emploi des méthodes décrites ici (cf. tableau 1), de 63 % (15 manipulations) par l'utilisation d'*Artemia salina* pour la dernière mysis et les post-larves, et de 47,6 % (15 manipulations) par l'utilisation des broyats alginatés.

Les techniques décrites ont prouvé leur efficacité pour le développement larvaire. L'emploi des aliments inertes n'est pas sans risque. En particulier la ration alimentaire doit-être, sous peine de pollution, la mieux adaptée possible, ce qui conduit à une surveillance plus étroite des volumes.

Ici la distribution s'est faite 2 fois par jour (9 h et 17 h). Une distribution continue serait certainement plus efficace. Elle reste à mettre au point et des essais sont en cours à ce sujet. Enfin l'utilisation des aliments inertes conduit à éloigner, pour le passage à l'alimentation benthique (de P₃ à P₁₀), l'emploi des volumes à fonds plats. Ceux-ci ne permettent pas une mise en suspension satisfaisante de l'aliment. Les travaux actuels devraient permettre la définition d'une technologie d'élevage satisfaisante pour cette période.

Les ressources de cette technique ne sont bien évidemment pas épuisées. Les compositions de broyat sont infinies et leur utilisation envisageable pour l'élevage des larves et des juvéniles d'autres espèces d'élevage. Les premiers essais réalisés sur les larves du homard et du turbot sont encourageants.

BIBLIOGRAPHIE.

- COOK, H.L. and M.A. MURPHY, 1966. Rearing penaeid shrimp from egg to postlarvae. Proc. S. East Ass. Game Fish Commns, 19 : 283-288.
- DURBIN, C. Tabb., W.T. YANG, Y. HIRONO and J. MEINEN, 1972. A manual for culture of pink shrimp *Penaeus duorarum* from eggs to postlarvae suitable for stocking. Sea Grant Special Bulletin, n° 7, Feb. 1972.
- FUJINAGA (HUDINAGA), M., 1942. Reproduction, development and rearing of *Penaeus japonicus* Bate. Japanese Journal of Zoology, vol. 10, n° 2.
- FUJINAGA (HUDINAGA), M., 1967. Kuruma shrimp (*Penaeus japonicus* Bate) cultivation in Japan. FAO Fish. Rep., n° 57, vol. 3, Oct. 1967. Proceedings of the World Scientific Conference on the Biology and Culture of Shrimps and Prawns, Mexico, 1967.
- LAUBIER-BONICHON, A., 1975. Induction de la maturation sexuelle et ponte chez la crevette *Penaeus japonicus* Bate en milieu contrôlé. C.R. Acad. Sc. Paris, t. 281, série D : 2013-2016.
- LAUBIER-BONICHON, A. et L. LAUBIER, 1976. Reproduction contrôlée chez la crevette *Penaeus japonicus*. FAO Technical Conference on Aquaculture, FIR:AQ/Conf/76/E.38.

- L'HERROUX, M., J.P. FLASSCH et M. GIRIN, 1974. Dispositif pour concentrer et transporter les oeufs, larves et herbivores d'aquaculture. Colloque sur l'Aquaculture. Actes de colloques, 1, CNEXO Ed. : 69-76.
- MOCK, C.R., 1971. Shrimp culture. FAO Aquacul. Bull., 4 (1) : 20.
- MOCK, C.R., 1974. Larval culture of penaeid shrimp at the Galveston Biological Laboratory. In Proceedings of the First U.S. Japan Meeting on Aquaculture at Tokyo, Japan. October 18-19, 1971, William N. Shaw (Editor), NOAA Technical Report NMFS CIRC-288: 33-40.
- MOCK, C.R. and R.A. NEAL, 1974. Penaeid shrimp hatching systems. FAO/Carpas Symposium on Aquaculture in Latin America, Montevideo.
- NEW, M.B., 1976. A review of dietary studies with shrimp and prawns. Aquaculture, 9 : 101-144.
- PERSON-LE RUYET, J., 1975. Techniques d'élevage en masse d'un Rotifère (*Brachionus plicatilis* Müller) et d'un Crustacé Branchiopode (*Artemia salina* L.). 10th European Symposium on Marine Biology, Ostend, Belgium, Sept. 17-23, 1975. Vol. 1 : 331-343.
- PERSON-LE RUYET, J., 1976. Elevage larvaire d'*Artemia salina* (Branchiopode) sur nourriture inerte : *Spirulina maxima* (Cyanophycée). Aquaculture, 8 : 157-167.
- SAN FELIU, J.M., F. MUNOZ et M. ALCARAZ, 1972. Techniques d'élevage artificiel de crustacés. FAO, Colloque sur l'Aquiculture en eau saumâtre, Athènes, 1972.
- SAN FELIU, J.M., F. MUNOZ et F. AMAT, 1976. Techniques de stimulation de la ponte et d'élevage de larves de crustacés et de poissons. Etud. Rev. Cons. Gén. Pêches Méditerr., (55) : 34 p.
- SHIGUENO, K., 1975. Shrimp culture in Japan. Tokyo, Association for international technical promotion, 153 p.