

Un essai en laboratoire d'élevage larvaire de *Crassostrea gigas*

par

E. HIS* et N. KRIARIS**

* *Institut Scientifique et Technique des Pêches Maritimes, Laboratoire d'Arcachon, (France)*

** *Institut de Recherches Océanographiques et de Pêches, Athènes, (Grèce).*

Nous avons cherché à mettre au point, pour le laboratoire, une méthode simple qui ne requière pas un matériel très important et qui permette toutefois de « boucler » le cycle larvaire jusqu'à la fixation; ceci afin d'obtenir d'une part, des véligères pour une étude morphologique de la charnière à différents stades de développement, et d'autre part, de pouvoir utiliser ultérieurement cette méthode pour des recherches d'écophysiologie de cette période critique.

Technique utilisée

Ne disposant pas d'eau de mer courante, nous avons utilisé de l'eau stockée en bonbonnes de 30 litres, après un vieillissement de 10 jours. Elle était alors passée, dans un premier temps, à travers une soie à bluter de vide de maille de 25 microns afin d'éliminer les éléments les plus grossiers; puis filtrée sur cartouche Whatman de porosité 0,33 microns (premières 48 heures de nos élevages) ou de 1 micron, au moyen d'une trompe à eau qui créait une dépression dans une bonbonne de verre de 101 préalablement stérilisée au four Pasteur. Ce dispositif s'est avéré très économique puisqu'il nous a permis de traiter de 40 à 60 l par cartouche.

Une stérilisation plus poussée par passage de l'eau de mer aux ultra-violets ou adjonction d'antibiotiques ne s'est pas avérée nécessaire. Nos élevages sont restés propres : absence quasi totale de ciliés et bactéries.

Tout le matériel était soigneusement, lavé avec un détergent choisi pour sa non-toxicité (7X), rincé à l'eau douce et à l'eau de mer stérile; la verrerie utilisée pour la manipulation et les comptages était passée au four Pasteur.

Les larves étaient mises en élevage dans des bacs en matière plastique de 20 litres, puis en fin d'expériences de 10 litres.

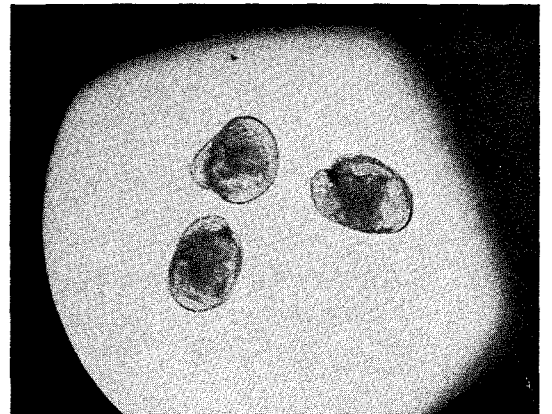
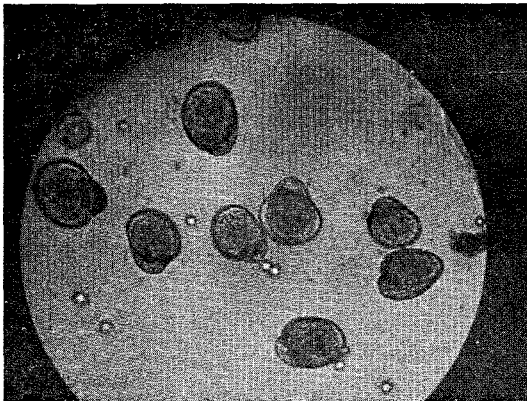
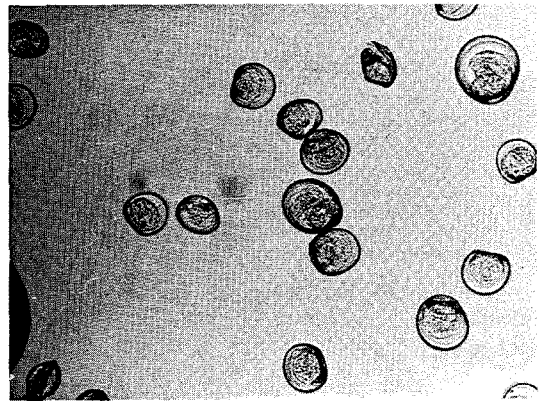
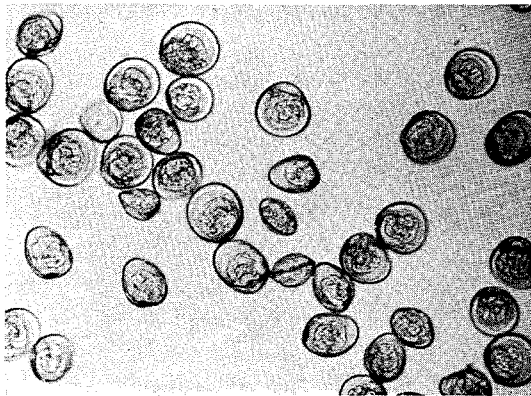
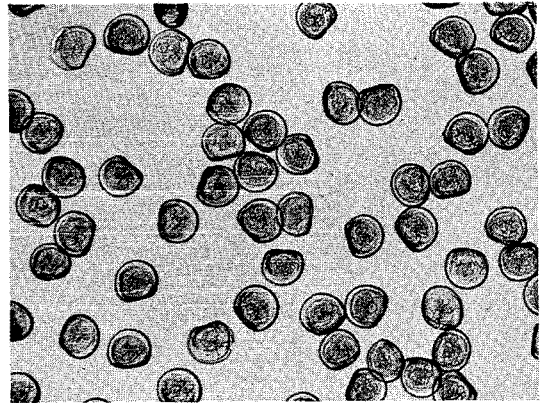
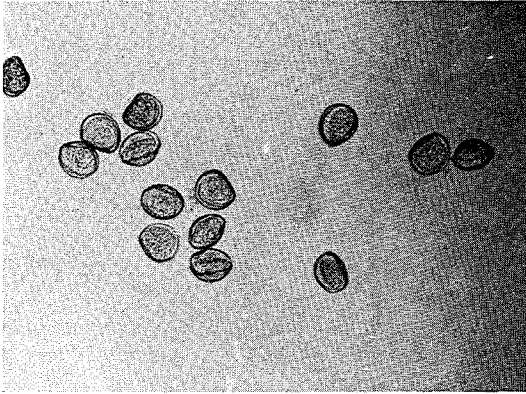
Les géniteurs

Nous n'avons pas conditionné les géniteurs; ils ont été prélevés sur un lot de *Crassostrea gigas* de trois ans dont nous suivions l'évolution de la maturité sexuelle.

Dès le mois de mai, à Arcachon, il est facile de déterminer le sexe des huîtres, la première ponte intervenant généralement à la fin juin. Pour sélectionner 50 sujets mâles et 50 femelles pour nos expériences, un prélèvement par biopsie de la gonade était examiné au microscope. Nous le réalisons au niveau de la région antéro-dorsale droite par un petit orifice percé entre les deux valves, zone de reconstitution rapide de la coquille.

Le déclenchement des émissions a été provoqué :

- par passages répétés des températures de 20° C à 32° C
- par action de suspensions de gamètes.



Les géniteurs étaient mis préalablement à dégorger pendant deux heures puis on réalisait les essais de stimulation en eau stérile. Lorsqu'une émission importante était déclenchée, les sujets étaient placés dans un second récipient d'un litre, puis au bout de quelques minutes dans un troisième dont le contenu était par la suite seul utilisé. Ceci avait pour but d'éliminer au maximum les fèces et pseudofèces, de même que les ciliés de la cavité palléale et les produits femelles fécondés par les spermatozoïdes artificiellement prélevés.

Fécondations

Les produits sexuels étaient passés à travers une soie à bluter de porosité 88 microns. Puis les œufs étaient récoltés sur un tamis de 25 microns. Ils étaient soigneusement lavés deux fois à l'eau de mer stérile, puis comptés. Les fécondations étaient réalisées dans des récipients d'un litre. On contrôlait les premières segmentations. Au bout de deux heures les œufs étaient placés dans les cuves d'élevage.

Élevages des larves

Ils ont été réalisés à la température de 22° C et à la salinité de 31 p. mille.

Les larves étaient nourries de cultures d'algues (*Monochrysis lutheri*, *Isochrysis galbana*, et *Chaetoceros calcitrans*) croissant sur le milieu préconisé par WALNE [1970], dans des ballons de deux litres; ces derniers étaient maintenus sous illumination constante par tubes au néon. Un brassage du milieu par envoi d'air provenant d'un petit compresseur à membrane, passant à travers le coton d'une pipette pasteur stérile, était maintenu continuellement. La densité des cultures était contrôlée par comptage à l'hématimètre. La nourriture était ajoutée dès les premières 48 heures.

Pendant la première semaine, l'eau de mer était changée tous les jours; par la suite tous les deux jours. Nous avons au départ 1 200 000 œufs fécondés. Ils ont donné, en 24 heures, 860 000 véligères qui ont été réparties en assez forte densité en deux bacs de 20 litres.

Au bout de 16 jours, il restait encore 210 000 larves vivantes par bac. Les plus petites, mortes pour la plupart, ont été éliminées par tamisage à 88 microns. Le 23^e jour, date vraisemblable des premières fixations, nous notions encore 20 000 véligères par cuve.

Les données relatives à nos mensurations sont portées sur le tableau 1. Elles concernent la largeur des larves : distance maximum de l'extrémité de l'umbo au bord ventral [LOOSANOFF *et coll.* 1966]. Nous constatons que la taille de 150 microns est dépassée en 13 jours, 50 p. 100 des véligères atteignant cette valeur en 15 jours et 90 p. 100 en 23 jours. De même la valeur de 250 microns était observée au bout de trois semaines, 22 p. 100 des larves ayant atteint cette taille lorsque nous avons arrêté nos expériences. Nous constatons alors une stabilité relative de la largeur moyenne. Ceci s'explique par les premières fixations. Il semble bien en effet que des véligères se soient fixées au fond de nos bacs dès le 23^e jour (disparition des tailles les plus importantes dans nos prélèvements). Nous avons alors suspendu des fragments de collecteurs en matière plastique dans nos cuves et constaté des fixations sur leurs faces inférieures principalement, dans les jours qui suivirent.

Les fixations sont intervenues pour des tailles égales ou voisines de 270 microns, valeurs sensiblement inférieures à celles que l'on rapporte généralement dans la nature, où la durée totale de vie pélagique est vraisemblablement allongée par l'action des courants qui maintiennent les larves en suspension jusqu'à des tailles supérieures.

Conclusions

Existe-t-il des différences au niveau de la morphologie larvaire entre *Crassostrea angulata*, seule espèce cultivée jusqu'à ces dernières années dans nos régions et *C. gigas*? Les deux huîtres cohabitent actuellement sur les parcs français. Afin d'établir une comparaison avec les données de PASCUAL [1971] sur l'espèce portugaise, il nous était impossible d'aborder ce problème à partir d'échantillons recueillis dans le bassin d'Arcachon. Notre élevage nous a permis d'obtenir des larves à différents stades de développement pour une étude en cours de la morphologie larvaire chez *Crassostrea gigas*.

