

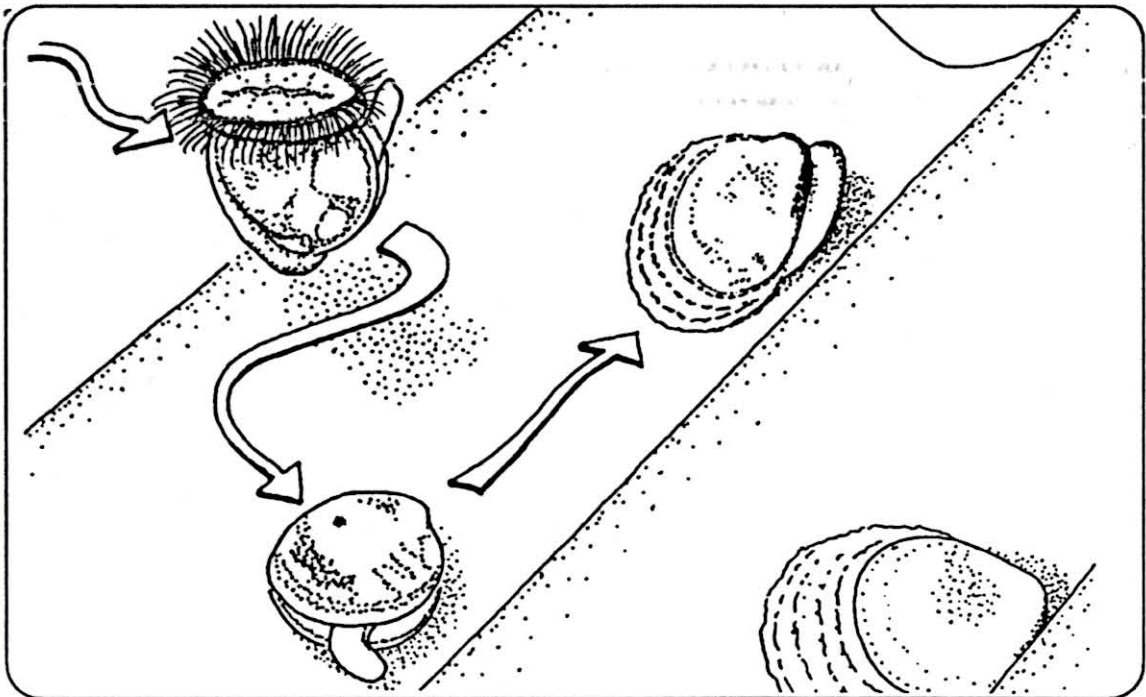
GUIDE DU TELECAPTAGE
de larves d'huîtres Crassostrea Gigas

IFREMER
Mus de LOUD - E.P. 10
F - 17390 LA TREMBLADE
FRANCE
Tél. 48 35 18 41
Fax. 48 35 18 47

Jean-Pierre JOLY

Alain BODOY

Jean-Pierre BAUD



35546
H220_SdG

IFREMER Bibliothèque de la Tremblade



OLR 03247



INSTITUT FRANCAIS DE RECHERCHE POUR L'EXPLOITATION DE LA MER

Adresse :
 IFREMER
 67, rue Gambetta
 14150 OUISTREHAM

DIRECTION DES RESSOURCES VIVANTES

DEPARTEMENTS RESSOURCES AQUACOLES

STATION/LABORATOIRE OUISTREHAM

AUTEURS (S) : Jean-Pierre JOLY Alain BODOY Jean-Pierre BAUD		CODE : DRV-89.023-RA/ OUISTREHAM
TITRE : GUIDE DU TELECAPTAGE <i>de larves d'huîtres Crassostrea Gigas</i>		date : tirage nombre : Nb pages : 34 Nb figures : Nb photos :
CONTRAT (intitulé) N° _____		DIFFUSION libre <input checked="" type="checkbox"/> restreinte <input type="checkbox"/> confidentielle <input type="checkbox"/>

RESUME

Ce guide, destiné aux ostréiculteurs désireux de s'initier au télécapage de larves d'huîtres *Crassostrea gigas*, est basé sur la traduction d'une publication canadienne enrichie des quelques premières expériences réalisées en FRANCE. La méthode et les diverses manipulations sont expliquées étape par étape et accompagnées par de nombreux conseils.

ABSTRACT

This guide based on a Canadian publication and the few experiments carried out in France is intended for the French Oyster-farmers who want to start their own remote-setting process of Pacific oyster larvae. Method and handlings are explained step by step and come with numerous advices.

mots clés : télécapage, huître creuse, *Crassostrea gigas*, méthode

key words : remote setting, Pacific oyster, *Crassostrea gigas*, method



SOMMAIRE

Avant-propos	p. 2
Introduction	p. 3
Le principe du télécaptage	p. 4
Les diverses phases du télécaptage	p. 7
-Introduction	p. 7
-Transport des larves	p. 7
-Conditionnement pour le transport	p. 7
-Qualité des larves	p. 8
-Les bacs de captage	p.10
-Les collecteurs	p.10
-Captage des larves	p.12
-L'alimentation	p.19
-Changement de l'eau	p.21
-Durée du captage	p.21
-Transfert vers les nurseries	p.22
Les comptages	p.23
-Comptage après télécaptage	p.23
-Comptage au détroquage	p.24
Conclusions	p.27
Annexes	p.28
-Résumé des opérations de télécaptage	p.28
-Schéma du télécaptage	p.30
-Check-list des opérations	p.31
Bibliographie	p.34

AVANT-PROPOS

Ce document n'est pas (ou très peu) la synthèse d'expérimentations conduites en France.

Le télécaptage existe depuis trop peu de temps dans notre pays, pour que nous ayons pu acquérir notre propre expérience.

Mais le besoin d'information des professionnels étant très fort et urgent, nous avons traduit à leur intention, avec l'accord des auteurs, l'excellente synthèse des connaissances réalisées par nos collègues chercheurs de Colombie-Britannique **.

Cette traduction constitue donc l'ossature de ce manuel mais nous y avons ajouté plusieurs commentaires résultant des premières expériences tentées en France.

Déjà, des recherches s'initient en Normandie, Bretagne-Sud, Vendée et Charente, et nous espérons dans un proche avenir éditer un manuel plus proche des préoccupations des conchyliculteurs français.

Ce guide a été préparé par J-P. JOLY, assisté de A.BODOY et J-P. BAUD.

** : ROLAND, B., SUTHERLAND, I., BROADLEY, T. - 1988 - Update on remote setting Pacific oyster larvae in British Columbia. Aquaculture Information Bulletin n°15, Ministry of Agriculture and Fisheries, British Columbia, Canada.

INTRODUCTION

Le captage à distance ou télécaptage, néologisme raccourci proposé par Y. LEBORGNE (1988), est une technique mise au point à la fin des années soixante-dix dans les écloseries américaines, et introduite et adaptée en France en 1987 par la Société Atlantique de Mariculture (SATMAR).

Créé à l'origine pour pallier au défaut de captage enregistré certaines années, et pour éviter de coûteux transferts de collecteurs vers les zones de captage naturel, le télécaptage s'est très vite imposé comme une technique bon marché, facile à mettre en oeuvre et très souple, puisque l'on peut capter pratiquement pendant 6 mois par an.

Actuellement, 95% des huitres creuses *Crassostrea gigas* produites sur la côte ouest des Etats-Unis et du Canada sont télécaptées.

En France, outre les avantages financiers ou pratiques de la technique, beaucoup d'espoirs sont fondés sur le télécaptage, dans le cadre d'une bonne gestion des entreprises et des bassins conchylicoles (JOLY et col., 1988, 1989), grâce (entre autres) aux avantages suivants:

- sécurité d'approvisionnement en naissain quelque soit le site d'élevage,
- renouvellement facile de l'opération en cas de problème,
- optimisation de la quantité de larves fixées par collecteurs,
- possibilité d'obtenir des produits améliorés grâce à la sélection génétique (huitres à croissance rapide, etc...),
- possibilité de commercialisation toute l'année, et plus particulièrement en été, grâce au télécaptage d'huitres triploïdes stériles dont la fabrication est au point (DOWNING et ALLEN, 1987),
- possibilité d'obtenir une croissance précoce rapide par un prégrossissement en milieu favorable (ex: claires), éventuellement enrichi en phytoplancton (Vendée, Marennes-Oléron) : des recherches sont actuellement entreprises en ce sens.

Les espoirs d'amélioration de l'ostréiculture française qu'apportent cette méthode assez simple sont bien réels, mais attention : soyez rigoureux et lisez attentivement ce qui suit!

LE PRINCIPE DU TELECAPTAGE

Le télécaptage est le captage en milieu contrôlé de larves "oeillées" d'huitres.

La larve "oeillée", ainsi appelée à cause de l'apparition d'un "oeil", sorte de petite tache noire visible sous la coquille transparente, correspond au stade de fixation de l'huitre. Ce stade apparaît environ 2 à 3 semaines après la ponte (Fig.1, 3 et 4).

Les larves sont filtrées et concentrées en une sorte de poudre humide gris verdâtre de faible volume (1 million de larves tient dans une cuillère à soupe), placées dans un linge de coton ou un papier humide puis dans un sac en plastique.

Elles peuvent alors être expédiées directement dans une boîte isotherme renfermant quelques "packs" de froid, ou être stockées au réfrigérateur pendant quelques jours, bien que JONES et JONES (1988) déconseillent un tel stockage afin d'éviter un stress supplémentaire.

Dès réception par le professionnel, les larves doivent être immergées dans de l'eau de mer chauffée de 25 à 27°C (fourchette utilisable : 20 à 30°C, les températures indiquées donnant les meilleurs résultats).

On peut observer alors les larves nageant activement dans l'eau, grâce à leur velum (fig.1), et recherchant l'endroit idéal pour se fixer.

Une fois posée sur l'objet choisi (par exemple un collecteur à lamelles représenté sur la figure 2), la larve se déplace à l'aide de son pied, puis une fois le site définitif choisi, se fixe en se collant par le bord de la valve gauche.

La larve subit alors de profonds remaniements de ses organes et perd son velum, son pied et le muscle adducteur antérieur.

Elle se met à sécréter activement sa coquille et s'étale sur le support par la partie opposée à la charnière.

La fixation des larves proprement dite dure de 24 à 48 heures, mais le télécaptage n'est réellement terminé qu'au bout de 5 à 7 jours, temps nécessaire au bon accrochage des larves sur leur support.

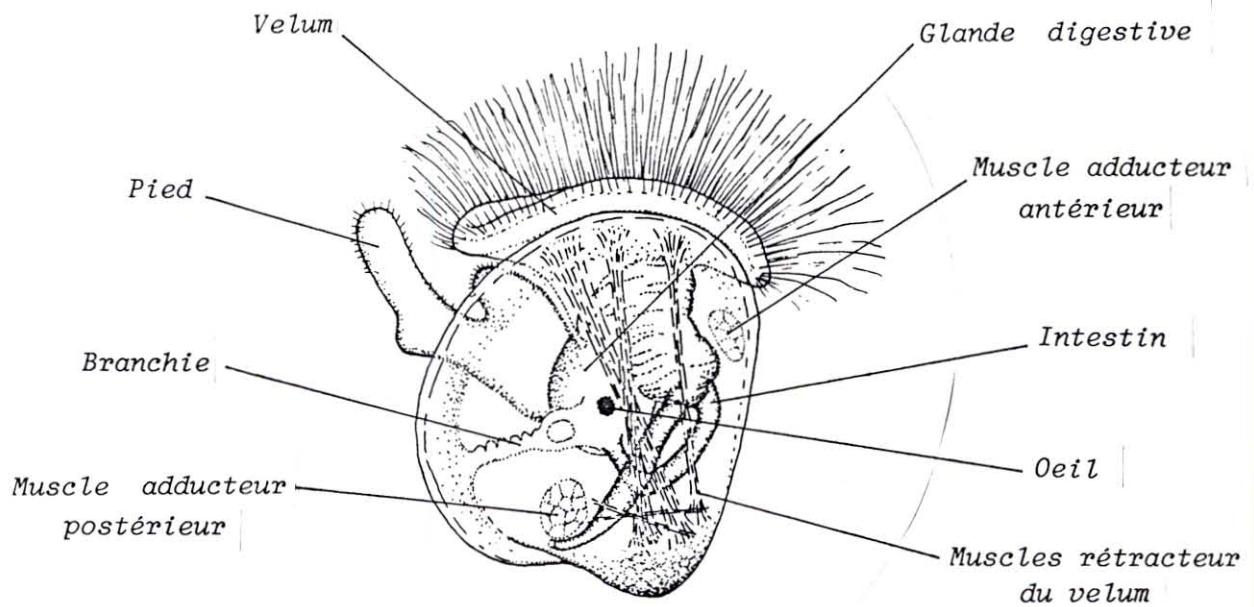


Fig.1 - Schéma d'une larve d'huitre (d'après JONES et JONES, 1988, légèrement modifié).

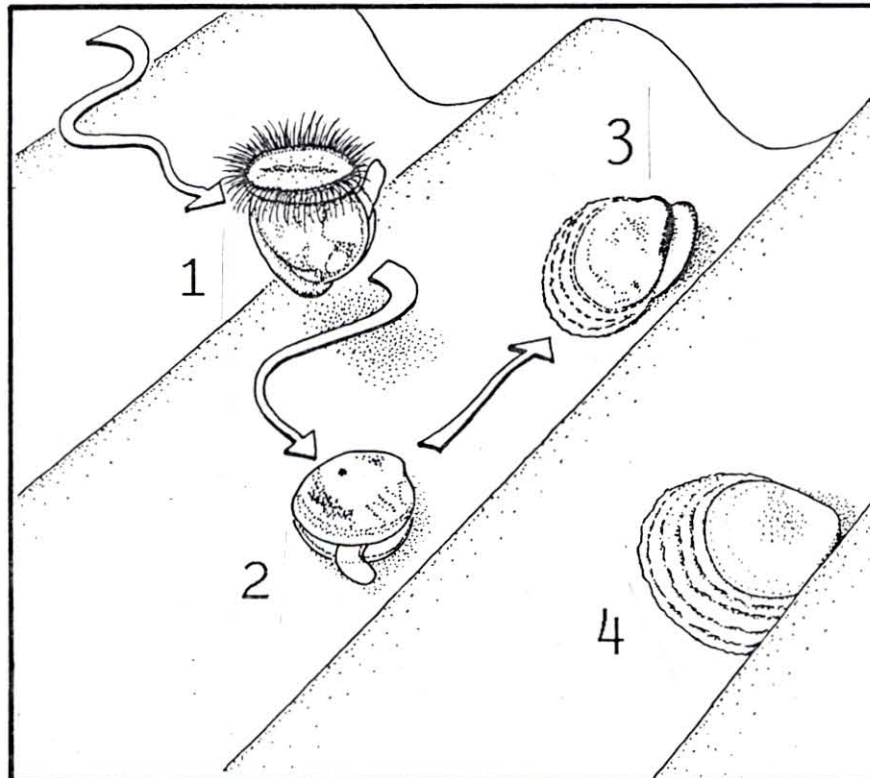


Fig.2 - Schéma représentant les différentes phases de la fixation des larves d'huitre sur un collecteur à lamelles:

- 1 : Larve pédivéligère nageuse
- 2 : Larve rampant sur le support à l'aide de son pied
- 3 : Larve fixée par le bord de la coquille
- 4 : Larve en croissance s'étalant sur le collecteur

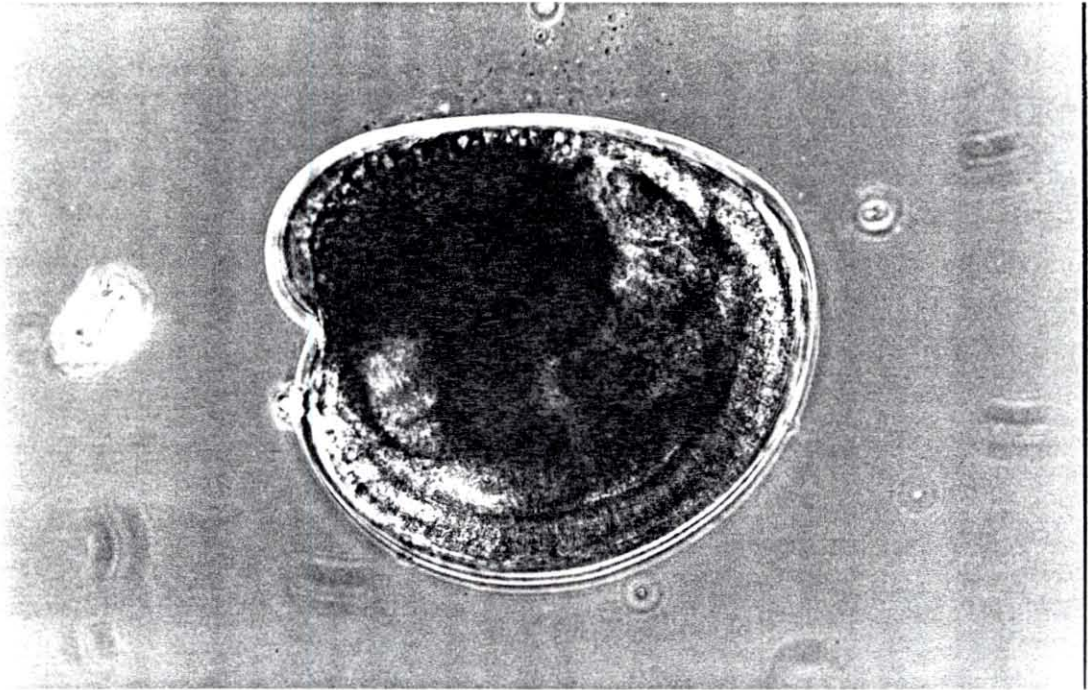


Fig.3 - Larve d'huitre au stade oeillé (taille: 300 μ),
Microscope inversé à contraste de phase.

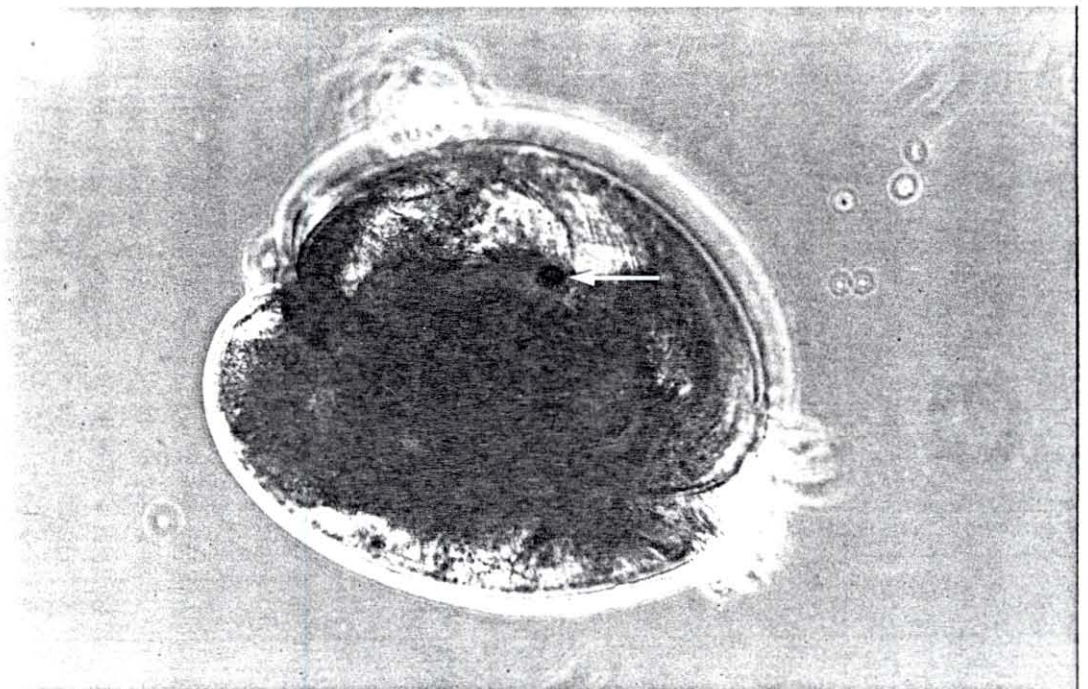


Fig.4 - Larve d'huitre filtrant. Remarquez l'"oeil"
(flèche). Microscope inversé à contraste de phase.

LES DIVERSES PHASES DU TELECAPTAGE

INTRODUCTION

Le chapitre qui suit est essentiellement basé sur la traduction de l'article de ROLAND, SUTHERLAND et BROADLEY (1988), qui est un compte-rendu résumé des expérimentations conduites depuis 1987 par les chercheurs Canadiens du Ministère de l'Agriculture et des Pêches. Cet article est une excellente revue de la méthode et des problèmes que l'on peut rencontrer. Nous l'avons complété, paragraphe par paragraphe, par nos propres observations. La traduction de l'article apparaît en caractère italique et nos commentaires en caractère droit.

TRANSPORT DES LARVES

"Le transport des larves de l'écloserie au lieu du télécaptage est une période critique pendant laquelle il y a peu de contrôle possible quant à la protection des larves. Assurez-vous auprès du transporteur que le colis n'est pas stocké dans un réfrigérateur ou exposé au soleil pendant le transport car la température pourrait, soit trop se rapprocher du point de congélation, soit dépasser 15°C, ce qui endommagerait les larves. Un thermomètre à minima et maxima placé dans le colis pourra éventuellement indiquer de mauvaises conditions de stockage. Réduisez le temps de transport à 24-48 heures pour minimiser tout effet néfaste d'un long stockage sur les larves.

L'origine des larves devrait être portée sur le colis et spécifier :

- *la date et l'heure à laquelle les larves ont été sorties de l'eau*
- *l'âge des larves*
- *l'origine des géniteurs*
- *la température et la salinité de l'eau où les larves ont été élevées*

Ces précisions permettront d'identifier les conditions d'élevage produisant des larves de meilleure qualité."

Le transport des larves, lorsqu'il est accompli par un tiers, est effectivement une phase difficilement contrôlable par l'écloserie ou l'ostréiculteur. Nous ne pouvons que recommander au professionnel, dans la mesure du possible, de se déplacer lui-même à l'écloserie pour prendre directement livraison des larves.

Transportez les dans une petite glacière de ménage ou une boîte isotherme en polystyrène (avec un pack de froid) que vous disposerez sur le plancher du véhicule (coffre ou habitacle) en évitant de la placer au dessus du pot d'échappement, le plancher de certains véhicules pouvant chauffer considérablement à cet endroit. Evitez, en tout cas, la plage arrière ou avant de l'habitacle!

CONDITIONNEMENT POUR LE TRANSPORT

"Traditionnellement, les larves sont expédiées en caissette isotherme contenant des packs de glace partiellement ou complètement gelés, pour assurer une température entre 4 et 10°C à l'arrivée. Le pain de larves doit être enveloppé d'un linge humide afin d'éviter le dessèchement. Ce linge ne

doit toutefois pas être trop humide car cela pourrait inciter les larves à nager et, par conséquent, endommager leur velum.

Un million de larves devraient peser en moyenne 16 g. Ce rapport est utile pour évaluer l'humidité résiduelle des larves et pour déterminer le nombre de larves si celles-ci doivent être divisées en plusieurs lots."

Le conditionnement en milieu réfrigéré (4 à 5°C) permet, en ralentissant le métabolisme des larves, de diminuer leur activité donc leurs besoins énergétique et respiratoire.

Ceci permet de les conserver plusieurs jours sans stress. Par ailleurs, il semblerait qu'un stockage à 5°C pendant 3 à 5 jours augmente, non pas le pourcentage de larves fixées comme on l'a cru au début (Carlson, 1981 in Jones et Jones, 1983), mais simplement la vitesse de fixation. Jones et Jones (1988) recommandent cependant de ne pas stocker si longtemps afin d'éviter un stress inutile.

Le stockage des larves à basse température n'est pas obligatoire si vous en prenez livraison peu de temps après leur sortie de l'eau et si vous commencez le télécaptage dans les heures qui suivent. Evitez cependant de dépasser 15°C afin de ne pas "fatiguer" et endommager les larves. Un thermomètre électronique peut vous permettre de connaître assez finement la température en introduisant la sonde à l'intérieur de l'emballage. Dans tous les cas où vous n'avez pu assurer vous-mêmes le transport, il est conseillé de contrôler la température des larves à leur arrivée.

QUALITE DES LARVES

"La qualité des larves est importante pour obtenir un bon captage et une bonne survie du naissain. Cependant, l'ostréiculteur ne peut faire grand chose pour améliorer les larves une fois reçues. Tout ce qu'il peut faire est d'inspecter les larves, se familiariser avec certaines caractéristiques, et s'assurer que les larves remplissent certaines conditions minimum pour le captage. Plusieurs points importants doivent être examinés :

- la couleur : les larves en bonne santé et bien nourries doivent être de couleur brun foncé à noir,
- la taille : elle doit être approximativement de 300 à 320 μ (0,30-0,32 mm), suivant le plus grand axe de la coquille,
- l'oeil : il doit être de couleur foncée et mesurer 15 μ (0,015 mm) de diamètre,
- nage et mouvement du pied : les larves doivent nager et l'on doit pouvoir observer des mouvements du pied. Il n'existe actuellement aucun chiffre sur le pourcentage attendu de ces deux activités en relation avec un bon captage."

Il apparaît important de contrôler la qualité des larves avant leur immersion dans le bac de captage.

Pour ce faire, après les avoir au besoin laissées remonter en température, vous prélevez quelques larves avec la pointe d'un couteau (quelques mm³ suffisent) et vous les immergez dans un petit récipient plat contenant de l'eau de mer chauffée du bac (25 à 27°C). Vous laissez reposer quelques minutes et vous observez à l'aide d'une loupe (grossissement: x10), d'un compte-fil ou d'un petit microscope de poche (Fig. 5 et 6).

Si le grossissement est suffisant, vous pouvez apercevoir la masse foncée de la glande digestive (brun clair à brun foncé suivant le plancton dont ont été nourries les larves) et l'oeil à travers la coquille

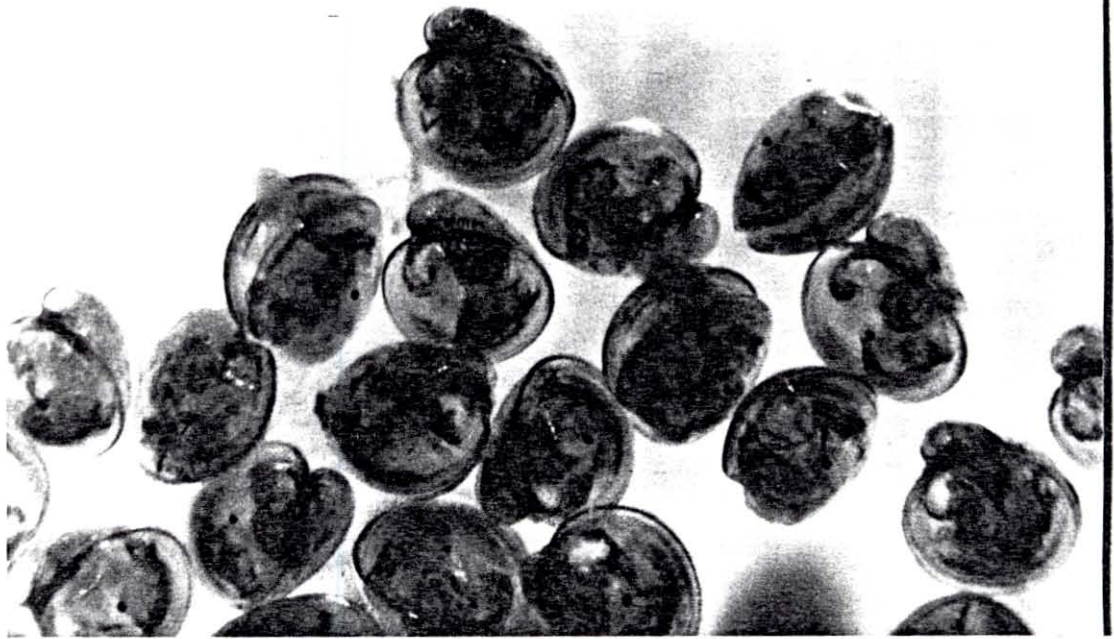


Fig.5 - Larves d'huitres prêtes à se fixer (remarquer la tache noire ou "oeil"). G: x 80.



Fig.6 - Larves d'huitres (microscopie en fond noir) G x 80.

transparente. Quelques larves doivent déjà être entrouvertes et laisser passer le "pied" mobile et le velum, et certaines commencent à nager.

Si aucun mouvement n'est observable au bout d'une heure, la qualité des larves semble en cause et il est alors conseillé de signaler immédiatement le fait à l'écloserie, et de s'enquérir des conditions de stockage et/ou de transport.

LES BACS DE CAPTAGE

"Le bac pour le captage des larves doit avoir un système de chauffage et de circulation de l'eau ne contenant pas de matériaux toxiques. Avant le captage, le bac doit être soigneusement nettoyé avec une solution diluée (1 à 2%) d'eau de Javel. Assurez-vous que les parois sont débarrassées de tous débris afin de diminuer la fréquence des maladies. Le bac doit être rincé soigneusement trois fois et laissé sécher pour s'assurer que toute trace d'eau de Javel a disparu par rinçage ou évaporation.

Environ 5 à 10% des larves se fixent sur le bac, surtout sur le fond et le bas des parois. Ceci peut être facilement évité en appliquant sur ces parties, à l'aide d'un pinceau, de la paraffine fondue en ayant soin de former une couche lisse. La figure 7 montre que la paraffine fondue appliquée au pinceau est plus efficace que la paraffine en bloc frottée directement sur les parois, ou pas de paraffine du tout. La paraffine peut réduire de 77% la fixation des larves sur les parois du bac. Une autre méthode consiste à recouvrir entièrement le fond du bac avec des collecteurs pour capter ces larves. L'une ou l'autre méthode devrait augmenter le pourcentage total de larves fixées sur les collecteurs."

Avant les premières opérations de captage, le bac ainsi que tous les accessoires utilisés (résistances chauffantes, tubes d'aération, etc...), surtout s'ils sont neufs, devraient être mis en eau pendant plusieurs semaines afin de relarguer en surface tous les produits chimiques éventuellement toxiques entrant dans leur composition.

Les bacs en polyéthylène lisse ou en bois (ou ciment) revêtus de gel-coat ne nécessitent pas l'application de paraffine sur les parois. L'expérience nous a d'ailleurs montré que la paraffine n'adhère pas sur les substrats lisses, le brassage de l'eau la décollant très facilement.

LES COLLECTEURS

"Les collecteurs doivent être préparés pour fournir un substrat propre, sans danger et attractif pour la fixation des larves. Ils doivent être laissés immergés suffisamment de temps pour être débarrassés de toutes substances toxiques ou dangereuses. Pour les tubes, cela signifie le relargage de métaux lourds ou autre composé chimique entrant dans leur fabrication. Pour les coquilles de bivalves, cela signifie la disparition de toute chair. Les bacs en ciment doivent être également mis en eau afin de neutraliser le pH du ciment. Après la période d'immersion, les collecteurs doivent être nettoyés à haute pression ou en frottant afin d'éliminer la saleté et tout organisme épibionte mort ("gale", etc...). L'intérieur des tubes doit également être nettoyé. Une trop forte teneur en matière en suspension réduirait le taux de filtration des larves et du naissain.

Les collecteurs propres doivent être placés dans le bac pour une période de conditionnement. Le conditionnement correspond au développement d'une

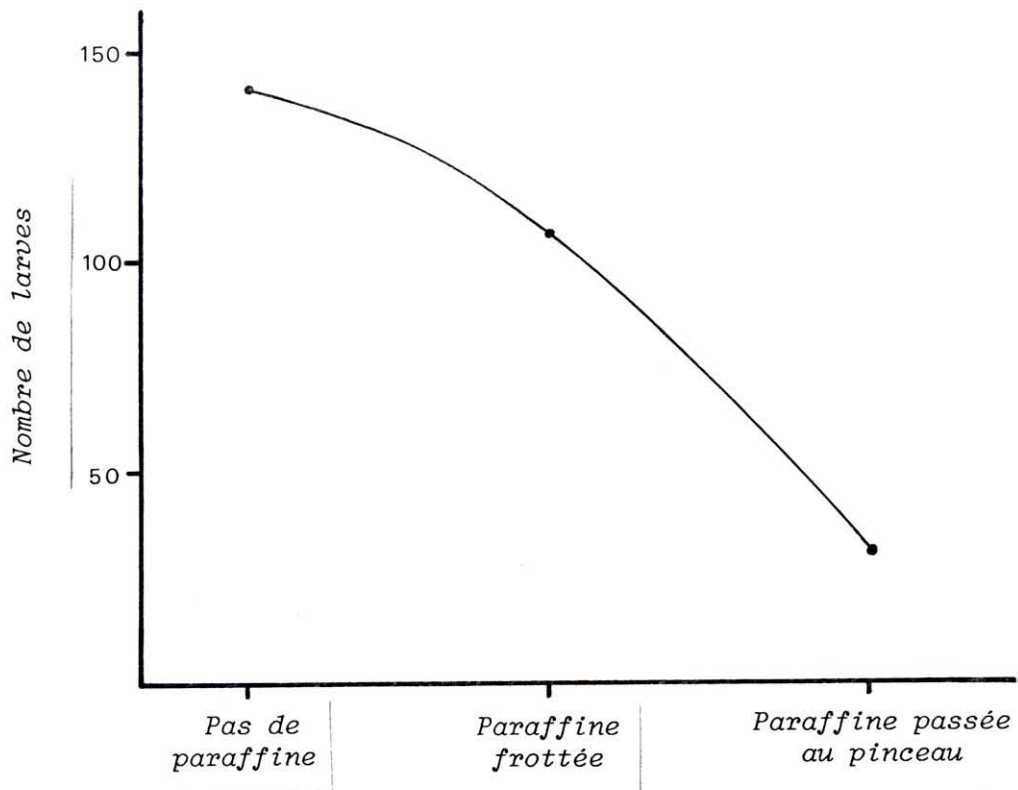


Fig. 7 - Effet de la paraffine sur le nombre de larves fixées sur un carré de 13 cm x 13 cm sur le fond d'un bac de télécaptage. (D'après ROLAND et col., 1988).

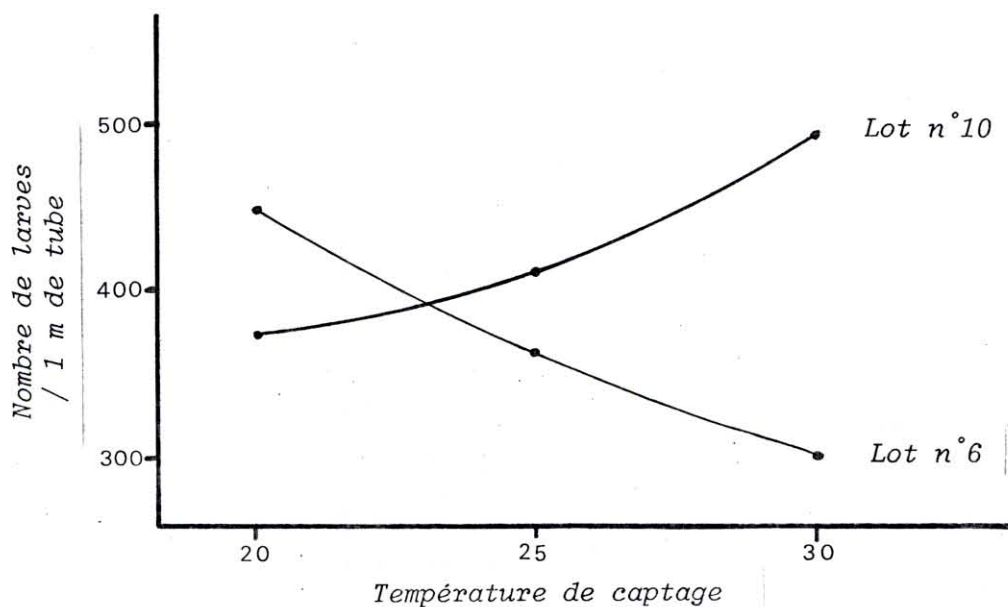


Fig. 8 - Effet de la température maximale de télécaptage sur le taux de fixation. (D'après ROLAND et col., 1988).

microcommunauté de bactéries ou d'algues à la surface du collecteur. Les recherches indiquent que cette période doit être de 1 à 4 jours. Bien que des temps plus longs n'aient pas été testés, cette période ne doit pas être d'une durée trop longue occasionnant un développement trop important des bactéries."

Le **conditionnement** des collecteurs est une phase **très importante** qu'il ne faut absolument pas négliger. Elle se décompose en fait en 2 parties:

1- L'immersion prolongée des collecteurs neufs afin de relarguer dans l'eau les composants chimiques de surfaces répulsifs ou toxiques pour les larves (durée minimum conseillée: 2 mois en bassin ou 15 jours en mer). L'expérience nous a montré que cette phase est **impérative** pour les lames de captage type NORLAC (Fig.9 et 10) les soucoupes ou les tubes (Fig. 11). A l'issue de cette période, les collecteurs doivent être soigneusement lavés pour éliminer tous les organismes et la vase ayant pu se fixer dessus.

2- Le conditionnement proprement dit, pendant lequel les collecteurs sont laissés en bassin pendant 3 à 4 jours après leur lavage afin de laisser proliférer à leur surface une mince couche de bactéries marines servant d'attractant pour les larves d'huitres (GUNN, 1984).

CAPTAGE DES LARVES

"1. La première décision à prendre lors de l'achat de larves concerne la quantité. Cela dépend du type de collecteurs, du nombre total de collecteurs placés dans le bac, et du nombre probable de larves atteignant la taille commerciale. Si l'on se base sur un taux de captage de 20 à 30% et un taux de survie du naissain de 10 à 15% après captage, environ 3% de larves immergées dans le bac survivront jusqu'à la taille commerciale.

Pour obtenir un minimum de 100 huitres commercialisables par tube de 2 m, il faut donc immerger 3000 à 4000 larves par tube, et pour 3 huitres commercialisables par coquille, il faut immerger 100 à 150 larves par coquille."

Les premières expériences tentées en France ont montré que le taux de captage peut être variable, suivant l'état et le conditionnement du matériel. Le captage est également la seule phase sur laquelle nous puissions intervenir, la mortalité naturelle en mer apparaissant incontournable.

Actuellement, quelques équipes de recherches s'attachent à augmenter le taux de captage, grâce notamment à l'adjonction de stimulant chimique (IFREMER à La Tremblade, SATMAR à Barfleur). Plus naturellement, les chercheurs de la SATMAR ont déjà observé que l'addition à l'eau des bacs d'un filtrat d'huitres broyées stimulait la fixation (LEBORGNE, communication personnelle).

Lors des essais de Monsieur POURTIER en 1988 en Normandie, nous avons observé un taux de captage d'environ 60 % et un taux de survie de 20 %, après 5 mois d'immersion en mer (Fig. 12).

"2. La température de l'eau dans le bac de captage devrait être de 25 à 27°C durant les 24 à 48 heures de la fixation. En 1987, la moyenne relevée chez les professionnels canadiens était de 27,3°C. Deux séries d'essais de captage ont été réalisés à Bamberton, Saanich Inlet (Colombie britannique) dans des bacs à 20, 25 et 30°C respectivement. La figure 8 montre que deux

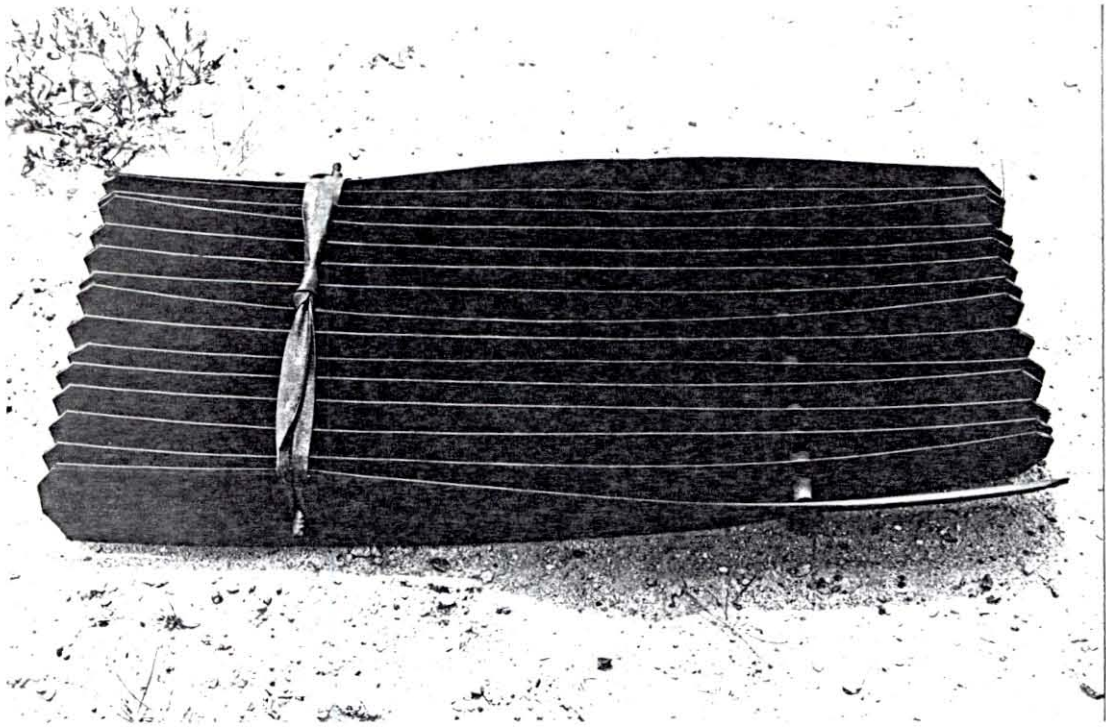


Fig.9 - Collecteurs à lamelles assemblés avec entretoises en tubes PVC. Cette structure entre facilement dans une poche ostréicole.

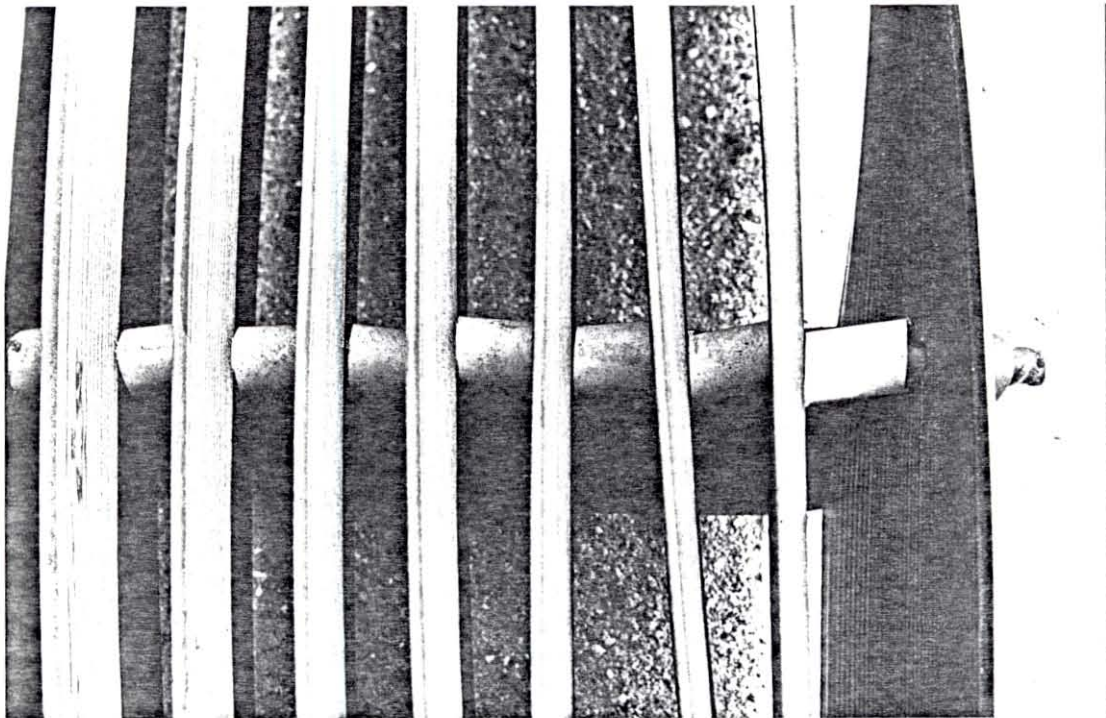


Fig.10 - Détail de l'assemblage des collecteurs à lamelles (S.M.E.L., Blainville, Mai 89)

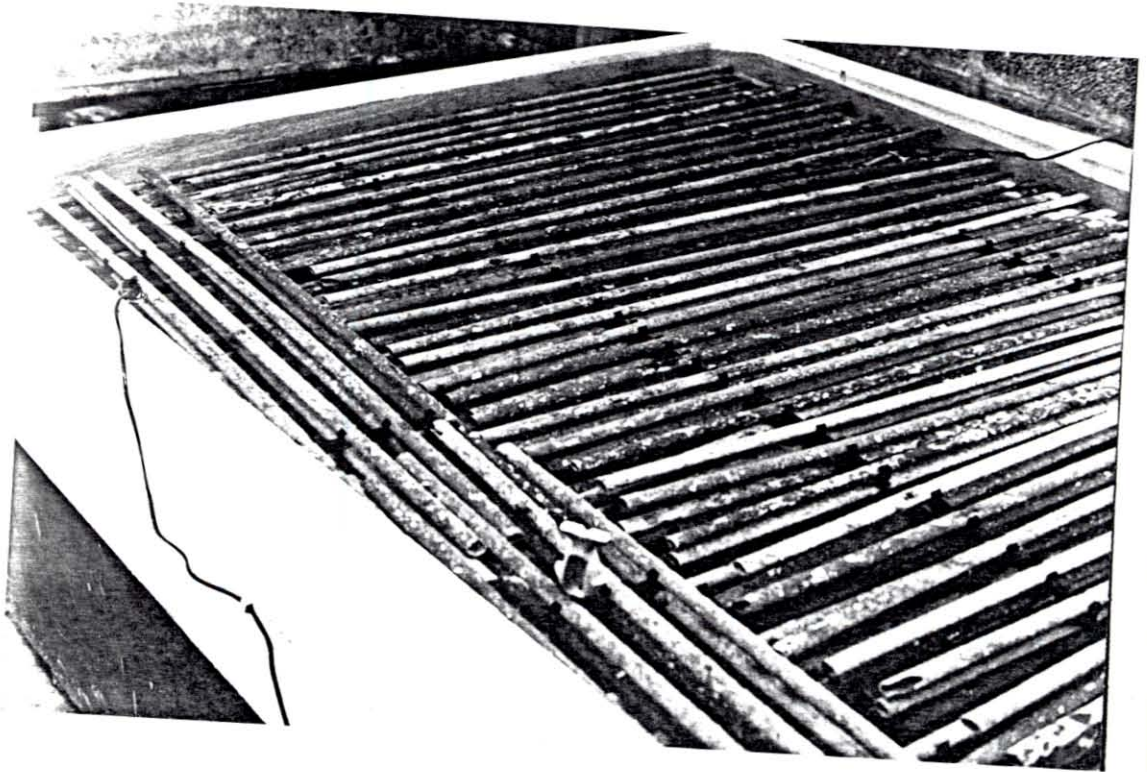


Fig.11 - Télécaptage sur tubes
(Ostrea Parcs, Blainville, Mai 89).

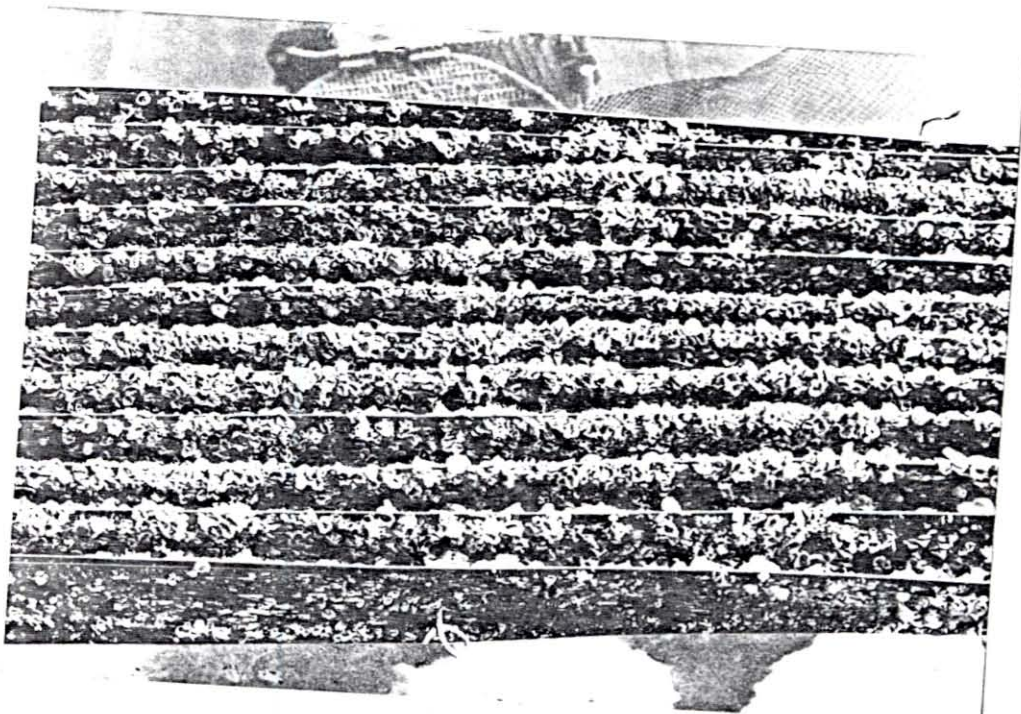


Fig.12 - Collecteurs à lamelles garnis, 2 mois
après télécaptage. Etablissement de M. POURTIER
(Grandcamp, Septembre 88).

tendances opposées se sont dégagées pour le pourcentage moyen de fixation, avec les résultats les plus constants à 25°C. Une gamme de température de 20 à 30°C peut donc produire des taux de fixation similaire, mais de fortes températures augmentent considérablement les besoins énergétiques des larves, exigeant ainsi beaucoup d'attention pour leur nourriture. Des températures plus basses dans cette gamme peuvent convenir si l'on prend garde de ne pas descendre en dessous de 20°C pendant les premières 48 heures."

Les essais réussis menés par les professionnels français ou la SATMAR se sont tous situés dans la fourchette 20 - 30°C, la tolérance des larves étant donc grande à ce niveau. Une température de 25°C semble être un bon compromis entre le besoin de réussite du captage et le besoin de limiter le coût du poste "chauffage".

A titre d'exemple, en Juillet 1988 en Normandie (mois le plus chaud) et en extérieur (température externe variant de 11 à 22°C sur 24 H), il a fallu 10 heures de chauffe à l'aide d'un thermo-plongeur de 2000 watt récupéré sur un chauffe-eau à accumulation, pour passer un volume d'eau d'environ 1,5 m³ de 17°C à 25°C.

Un thermomètre électronique étanche, avec sonde de 1,5 m se révèle très pratique pour contrôler la température en différents endroits du bac (Fig.19).

"3. La salinité optimale pour le captage d'huitres japonaises (*C.gigas*) est comprise entre 23 et 28 %. La moyenne chez les professionnels canadiens en 1987 était de 21 %, mais des valeurs aussi basses que 14 % ont été relevées. Prenez la salinité de l'eau au moment du remplissage du bac et assurez-vous qu'elle est dans cette gamme."

En Normandie en 1988 et 1989, des essais ont été réalisés à des salinités plus élevées (31 à 32 %), avec des taux de captage supérieurs à 50% ; une salinité légèrement supérieure à 30 % (cas le plus fréquent sur les côtes françaises) ne semble donc pas perturber la fixation des larves.

Un réfractomètre de terrain, appareil robuste et d'emploi simple, peut vous aider à contrôler la salinité de l'eau de vos bassins (Fig.20). Vous pouvez également la déterminer à l'aide d'un densimètre, d'un thermomètre et d'une table de correction (abaque).

"4. L'adaptation en température est le réchauffement graduel des larves depuis leur température à l'arrivée jusqu'à celle de l'eau du bac. Bien que l'on n'ait pu déterminer expérimentalement (à Bimberton au Canada) que cette adaptation influe sur le taux de fixation, il serait prudent de laisser les larves remonter doucement en température pendant 15 à 30 mn pour réduire le stress physiologique. Si les larves sont acclimatées à l'air, prenez garde de bien les couvrir et de les laisser hors du soleil et du vent pour éviter leur dessèchement."

L'acclimatation des larves à la température ambiante de l'air ou de l'eau est surtout nécessaire pour les larves vous parvenant réfrigérées. Vous pouvez facilement contrôler la température des larves à l'arrivée en introduisant doucement la sonde d'un thermomètre électronique dans le linge ou le papier humide renfermant les larves.

"5. Les trois méthodes communément utilisées pour ajouter les larves au bac sont :

- les verser directement d'un seau ou d'un récipient
- les verser en s'aidant d'une louche ou d'un verre à partir d'un récipient
- les verser à l'aide d'un arrosoir en plastique .

Il est recommandé d'utiliser soit une louche, soit un arrosoir pour les raisons suivantes :

a) le but est de distribuer de façon homogène les larves dans tout le bac afin d'assurer une bonne répartition des larves fixées sur le collecteur

b) les larves sont fréquemment pressées de se fixer et s'attachent sur la première partie de collecteur rencontré.

Un autre avantage de la méthode de l'arrosoir est sa capacité de séparer les larves accolées par du mucus. Cette tendance des larves à s'accoler est régulièrement observée au moment de la fixation et peut conduire à l'accumulation (indésirable) de larves fixées sur de trop petites parties de collecteur."

Ces larves forment en général de longs filaments en suspension dans l'eau. Mais la présence de larves accolées par du mucus n'est pas systématique. Il est fréquent par contre que la majorité des larves ne se mettent pas à nager tout de suite après leur mise à l'eau; elles ont alors tendance à s'accumuler au fond du récipient. Mélangez donc doucement et souvent l'eau du récipient, tout en versant de petites quantités sur toute la surface du bac (Fig.13 et 14).

"6. La circulation de l'eau par aération permet d'éviter la formation de gradient de température et améliore la répartition des larves dans tout le bac. Il a été montré expérimentalement au Canada que le taux de circulation de l'eau ou la vitesse du courant influe sur le taux de fixation et la répartition des larves sur les tubes. La figure 15 montre qu'une augmentation de la vitesse du courant diminue le taux de fixation. Cependant, l'absence d'aération engendre une fixation préférentielle des larves dans la partie supérieure du bac. Un fort brassage conduit à obtenir 50 % de fixation à l'intérieur des tubes de captage. Une faible vitesse de 1 à 4 cm/seconde est recommandée. Ceci peut être déterminé dans le bac en chronométrant le mouvement d'un objet à la surface de l'eau, et s'obtient par un bullage modéré plutôt qu'un fort brassage.

La durée de l'aération a une influence sur la répartition des larves sur les tubes. Une aération constante occasionne une fixation préférentielle des larves à la jonction des tubes et des entretoises. Cette accumulation conduit à des mortalités résultant de malformation et de surdensité. Les larves sont probablement prises dans des courants tourbillonnaires à ces endroits.

Si des tubes sont utilisés avec des entretoises, il est préférable de ne brasser l'eau qu'au moment de l'addition des larves et pendant 15 mn à chaque addition de nourriture."

L'expérience nous a montré qu'un brassage de l'eau continu et trop fort pouvait compromettre presque totalement le télécaptage. L'utilisation d'un compresseur et de tubes de faible diamètre percé de petits trous doit permettre de régler finement le débit de l'air et d'utiliser un bullage continu. Cependant le bullage intermittent nous a donné de très bons résultats et nous le recommandons donc, car il évite de se soucier du réglage du bullage.



Fig.13 - Immersion des larves dans un seau contenant de l'eau de mer réchauffée. Mélanger très doucement.

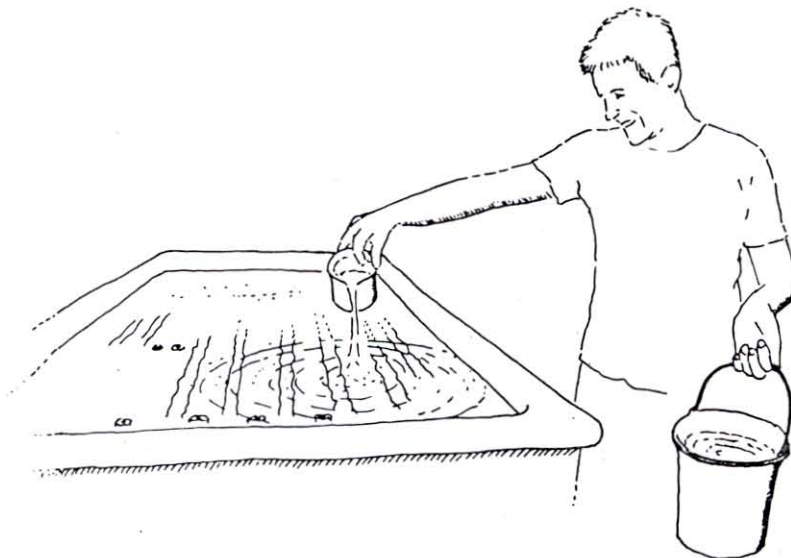


Fig.14 - Répartition des larves à l'aide d'un petit récipient sur toute la surface du bassin.

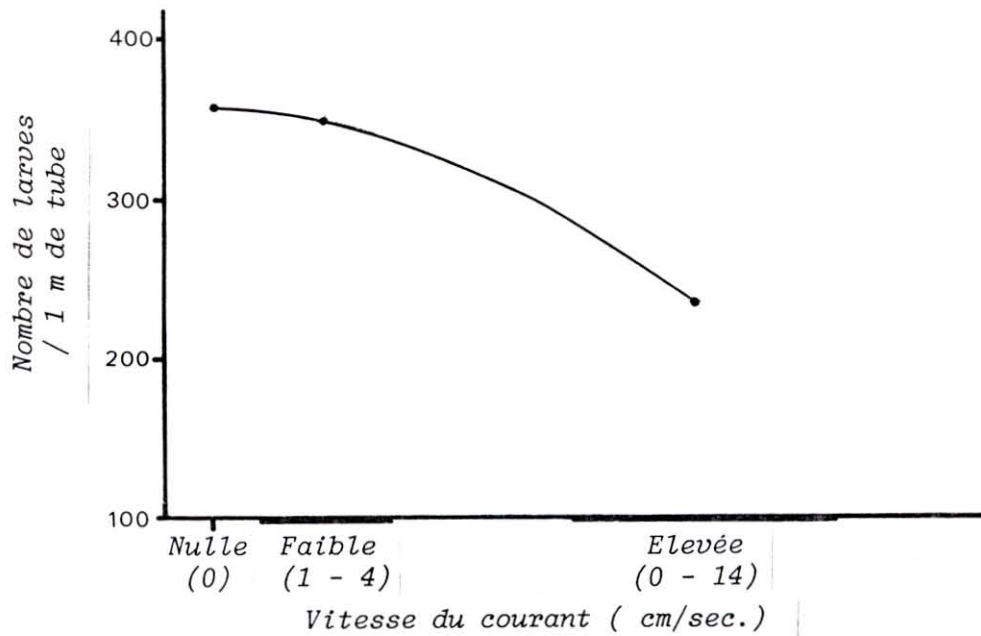


Fig. 15 - Effet de la vitesse du courant dans le bac sur le taux de fixation. (D'après ROLAND et col., 1988)

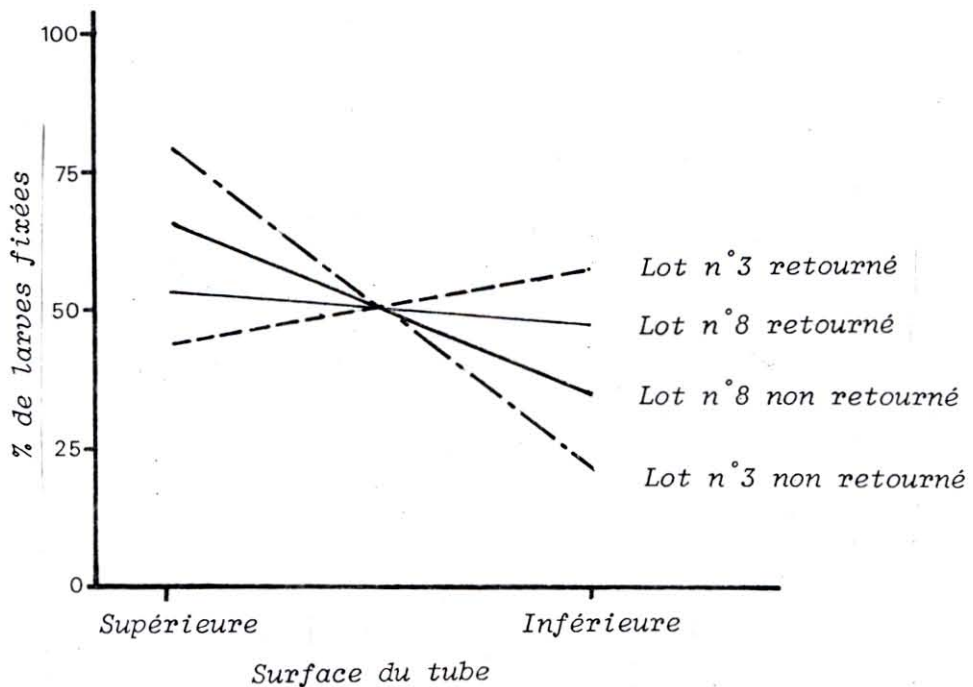


Fig. 16 - Pourcentage de naissains fixés sur les parties supérieures et inférieures de tubes collecteurs retournés ou non. (D'après ROLAND et col., 1988)

"7. En moyenne, 74 % des larves se fixent sur la moitié supérieure des tubes. Une fixation idéale devrait être régulièrement répartie sur tout le collecteur afin d'éviter des accumulations conduisant à des mortalités et des ralentissements de croissance (ALBRECHT et ROLAND, 1986). Une répartition inégale peut être évitée :

- a) en immergeant la moitié des larves le premier jour
- b) en stockant le restant des larves de la même façon que pendant leur transport
- c) en retournant les collecteurs le deuxième jour
- d) en immergeant enfin l'autre moitié des larves.

Lorsque l'on retourne les collecteurs, s'assurer qu'ils restent un minimum de temps à l'air libre. La figure 16 montre que lorsque les collecteurs sont retournés, la répartition des larves est presque parfaite."

Des essais conduits conjointement avec les chercheurs de la station expérimentale du SMEL (Syndicat Mixte pour l'Équipement du Littoral) à Blainville s/mer dans la Manche, ont montré qu'une fixation procédant en deux temps avec retournement des collecteurs entre deux, permettait une assez bonne répartition des larves. Ces essais ont montré que 58 % des larves s'étaient fixées sur le "dessous" des lames, après retournement. Ces essais ont également montré que les collecteurs extrêmes (surface et fond) ne capturaient qu'environ 80 % des larves fixées en moyenne sur les autres collecteurs. On peut également noter que 53 % des larves immergées ont été captées malgré un "amarinage" des collecteurs à lamelles neufs, en eau courante, de seulement 15 jours (O. RICHARD, communication personnelle).

L'ALIMENTATION

"Les larves et naissains d'huitres japonaises ont un appétit vorace. On a montré expérimentalement à Bamberton que l'addition de pâte de phytoplancton de l'espèce Thalassiosira pseudonana augmentait le taux de fixation. La figure 17 montre que l'augmentation de la nourriture de 0 à 75 000 cellules/ml d'eau dans le bac améliorait le taux de fixation de 37 % .

Il est recommandé de nourrir les larves journalièrement à une concentration de 50 000 à 75 000 Cell./ml d'eau du bac de fixation, en commençant au moment de l'immersion des larves. La ration sera augmentée de 50% à partir du troisième jour et administrée jusqu'au moment du transfert des collecteurs vers la nurserie ou la zone d'élevage. Autour de 100 000 Cell./ml, le taux de filtration peut diminuer, aussi est-il recommandé d'effectuer la prise de nourriture en deux fois dans la journée."

A notre connaissance, aucun essai comparatif n'a été effectué en France, entre larves nourries ou non, mais les essais des chercheurs Canadiens apparaissent suffisamment probants pour que la majorité des professionnels de ce pays utilise maintenant les pâtes algales vendues par les écloseries.

Un temps controversée (JONES et JONES, 1983), l'alimentation pendant et après le captage, apparaît bien augmenter la probabilité de réussite du télécaptage. Cependant, d'après JONES et JONES (1988), il n'a pas été prouvé que l'alimentation des larves était bénéfique pour la fixation elle-même, mais leur propre expérience leur a montré que cela permettait d'obtenir un taux de survie des larves plus élevé après fixation.

Ces pâtes algales, obtenues par centrifugation de monocultures de phytoplanctons très riches, peuvent se conserver plusieurs semaines au réfrigérateur, grâce à l'addition de conservateur, sans perdre leur potentiel

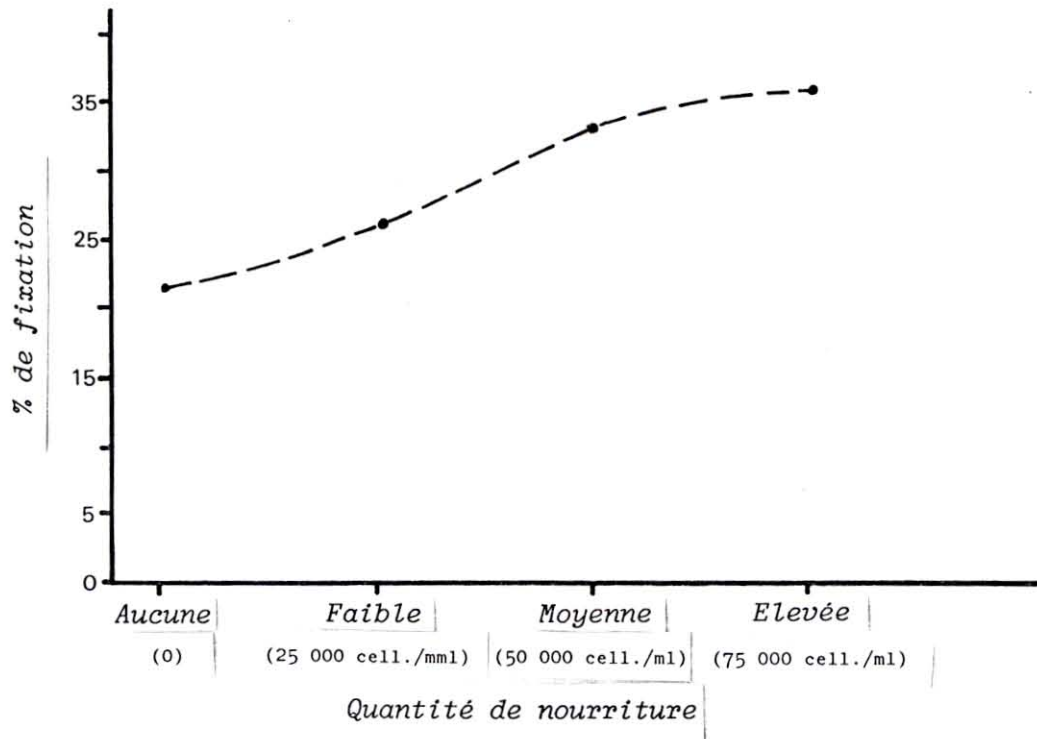


Fig. 17 - Effet de 4 concentrations de phytoplancton (*T. pseudonana*) sur le taux de fixation. (D'après ROLAND et col., 1988).

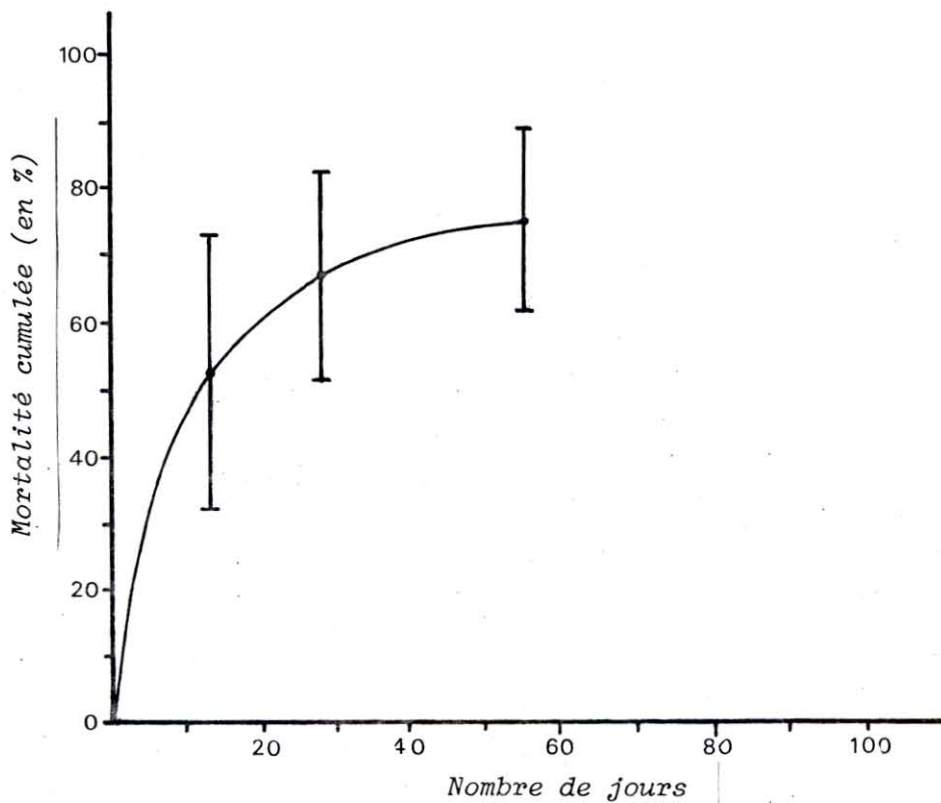


Fig. 18 - Mortalité cumulée du naissain après transfert des collecteurs garnis à la zone d'élevage. (D'après ROLAND et col., 1988).

nutritif (JONES et JONES, 1988). En France, des écloseries comme la SATMAR commercialisent de la pâte algale sans additif, donc se conservant moins longtemps, mais présentant l'avantage de pouvoir servir d'*inoculum* pour l'eau des bassins, si celle-ci est riche en sels nutritifs.

CHANGEMENT DE L'EAU

"Le changement de l'eau devrait intervenir le 2^e ou le 3^e jour après l'immersion des larves et continuer ensuite tous les jours ou tous les deux jours. Si le nombre de larves restant dans l'eau du bac dépasse 20 par litre, filtrer l'eau en vidangeant le bac et lavez le filtre au dessus du bac pour réimmerger les larves filtrées. L'eau doit être changée pour 3 raisons principales :

- 1. l'élimination des bactéries et des résidus du métabolisme,*
- 2. l'alimentation en phytoplancton naturel, complémentant ainsi la nourriture par pâte algale,*
- 3. l'adaptation du naissain aux conditions naturelles de l'eau.*

L'idéal consisterait à changer l'eau complètement et à la remplacer par une eau dont la température n'est que légèrement inférieure à celle de l'eau du bac. Pour se faire si la nouvelle eau de mer est trop froide, elle peut être réchauffée dans un bac séparé. En l'absence d'un autre bac, renouvelez l'eau du bac par fractions successives. N'oubliez pas de vérifier la salinité de l'eau pompée pour éviter toute baisse brutale dans le bac."

L'eau peut être changée à partir du deuxième (ou du troisième jour si vous ne pouvez pas la préchauffer avant son introduction dans le bac), juste avant l'addition de nourriture, en la siphonnant et la filtrant à travers un filtre à maille de 100 μ . Vous récupérerez ainsi les larves non encore fixées que vous réintroduirez dans le bac. Sans préchauffage, renouvelez l'eau partiellement, en introduisant la nouvelle eau doucement tout en chauffant et en aérant pour homogénéiser. En diminuant le chauffage progressivement tous les jours, vous amènerez ainsi l'eau du bac à la température du milieu de transfert (parc ou claire) sans stress pour les larves fixées.

DUREE DU CAPTAGE

"Généralement les larves sont fixées à la fin du premier ou du deuxième jour. Quelques professionnels gardent le naissain dans le bac de captage jusqu'à 5 à 10 jours en redescendant progressivement la température de l'eau à son niveau naturel. Les naissains sont nourris pendant cette période pour démarrer la croissance avant le transfert final vers les zones d'élevage. En 1987, la durée moyenne du télécaptage en Colombie Britannique a été de 114,5 heures (environ 4,5 jours). L'intérêt de garder les naissains dans le bac plus longtemps n'a pas été suffisamment étudié. Les premiers essais ont montré que les naissains maintenus 8 jours en bac grossissaient plus, mais leur taux de survie sur les lieux d'élevage n'était pas supérieur à celui des naissains maintenus 3 jours en bac. D'autres travaux sont nécessaires pour déterminer la durée optimale du maintien du naissain en bac."

Il est prudent de laisser les collecteurs 3 à 4 jours supplémentaires après les 48 heures en moyenne du télécaptage. Ceci permet aux larves en pleine transformation de bien se coller en s'étalant sur leur support.

LE TRANSFERT VERS LES NURSERIES OU LES ZONES D'ELEVAGE

"Jusqu'à ce que le naissain atteigne une taille de 1 à 2 cm, le télécaptage n'est pas réellement terminé. Les plus fortes mortalités interviennent pendant la période de transfert des collecteurs garnis vers les zones d'élevage et pendant les deux premières semaines de croissance. La figure 18 montre que la mortalité cumulée à la fin de la deuxième semaine varie entre 35 et 75% sur le site expérimental.

Pour cette raison, des précautions doivent être prises pendant le transfert des collecteurs. Celles-ci peuvent comprendre :

1. le transfert le matin ou le soir quand la température de l'air est relativement basse. Si les collecteurs garnis doivent être placés sur l'estran (N.d.T.: cas le plus fréquent en France), le transfert pendant une morte-eau réduira le temps d'exposition du naissain à l'air pendant la première semaine de croissance.

2. la protection des collecteurs garnis pendant le transfert, de préférence avec des sacs de toile humides pour éviter le dessèchement des larves.

3. le temps du transfert doit être réduit au minimum. A titre d'exemple le temps moyen du transfert en Colombie Britannique en 1987 était de 41 minutes."

Les professionnels et les chercheurs Canadiens sont convaincus que la période de transfert vers les zones d'élevages est la plus critique de toute la procédure. JONES et JONES (1988) ont en effet observé que le naissain récemment fixé pouvait être tué par dessèchement en moins d'une heure à la température de la pièce.

Par ailleurs, des prolifération phytoplanctoniques importantes, fréquentes en été, peuvent être toxiques pour les larves. Les Dinoflagellés *Ceratium fusus* et *Gymnodinium splendens* notamment, ont été associés à des mortalités importantes de larves d'huitres (CARDWELL et col. 1979 in JONES et JONES, 1988). On peut noter que ces 2 Dinoflagellés peuvent être observés sur nos côtes en été.

Les écloséries françaises, parfois confrontées à de tels phénomènes, connaissent bien ce problème.

Plutôt qu'un transfert en Morte-eau, nous préconisons un transfert en fin de Vive-eau sur des parcs situés le plus bas possible.

Les personnes disposant de claires pourront d'abord y transférer les collecteurs, suivant la période de l'année, en raison des avantages suivants:

- transfert rapide,
- température adéquate pour la croissance en période printanière,
- nourriture abondante,
- pas de problème d'exondation des collecteurs,
- suivi facilité de la croissance et de la mortalité.

Il conviendra de prendre les précautions nécessaires pour éviter les prédatations dues aux crabes ou aux crevettes.

LES COMPTAGES

COMPTAGE DES LARVES APRES TELECAPTAGE :

Le comptage des larves fixées est une chose qui peut paraître fastidieuse, mais qui est essentielle pour savoir si l'opération s'est bien déroulée. Un comptage par échantillonnage permet d'obtenir une bonne approximation.

1. Comptage direct :

Pour les larves ou les tubes, on peut par exemple compter les larves fixées dans 3 rainures choisies au hasard, diviser le nombre par 3 puis le multiplier par le nombre total de rainures par lames (ou tubes) et obtenir ainsi le nombre approximatif sur un collecteur du haut, du milieu et du fond du bassin car, comme nous l'avons précédemment signalé, la répartition des larves sur les collecteurs, suivant la verticale, n'est pas homogène. (Il apparaît que le taux de fixation des larves est supérieur vers le milieu du bassin et la moitié supérieure du bac, sauf en surface).

2. Comptage à l'aide d'un gabarit :

Une autre méthode de comptage consiste à se confectionner un gabarit (voir fig. 21) dans un plastique fin et souple permettant d'épouser la forme des collecteurs (ex : tubes), surtout si ceux-ci ne comportent pas d'unité de comptage telles que les rainures (brochette de coquilles, ardoises, soucoupes, etc...)

Vous pouvez tracer au crayon des carrés de 5 à 10 cm² (respectivement 2, 3 cm et 3,2 cm de côté), puis vous les découpez à l'aide d'un cutter.

Lors du comptage vous utiliserez l'une ou l'autre surface suivant les densités de larves fixées.

Exemple de comptage sur une lame :

A l'aide de la surface de 10 cm² vous effectuez 3 comptages au hasard sur le dessus et 3 sur le dessous d'une lame de 80 cm de long (surface de captage totale : 960 cm²) :

. dessus : 12 - 13 - 23) total : 134 pour 60 cm²
. dessous : 20 - 43 - 23)

. nombre total de larves fixées par lame :

$$\begin{array}{r} 134 \\ --- \times 960 = 2\ 144 \\ 60 \end{array}$$

Avec un peu d'habitude les comptages sont relativement faciles à l'oeil nu sur les collecteurs neufs (placez-vous en lumière rasante) ; mais ils sont plus délicats sur collecteurs usagés. En effet la surface déformée, usée et la présence de débris divers précédemment captés (huitres, balanes, etc...) ne permettent pas de distinguer aisément les larves. Par ailleurs, les larves sont moins visibles sur un fond noir.

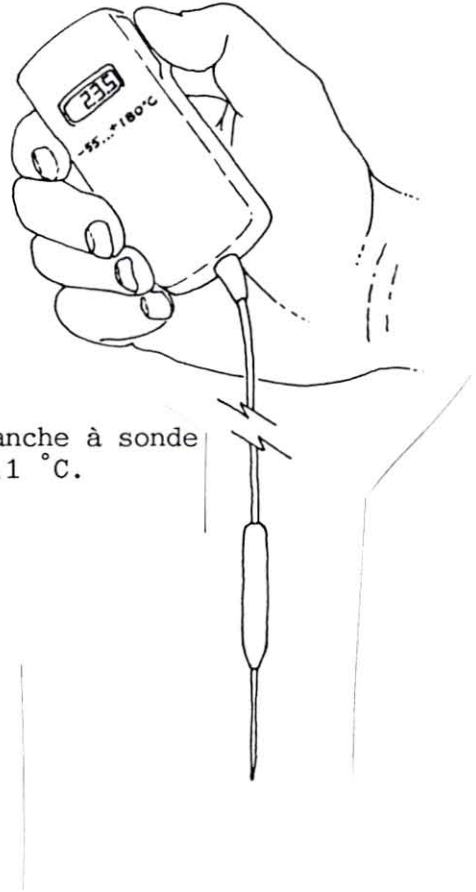


Fig.19 - Petit thermomètre électronique étanche à sonde de 1,5 ou 3 mètres. Précision : 0,1 °C. (Coût: environ 1200 F H.T.)

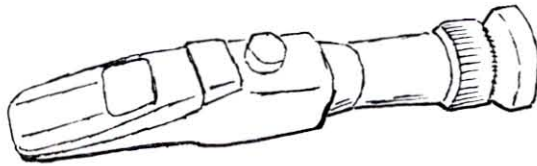


Fig.20 - Réfractomètre 0-100 %. donnant la salinité avec une précision de 1%. (mais attention, l'eau doit être à 20 °C !). Coût: environ 1500 F H.T.

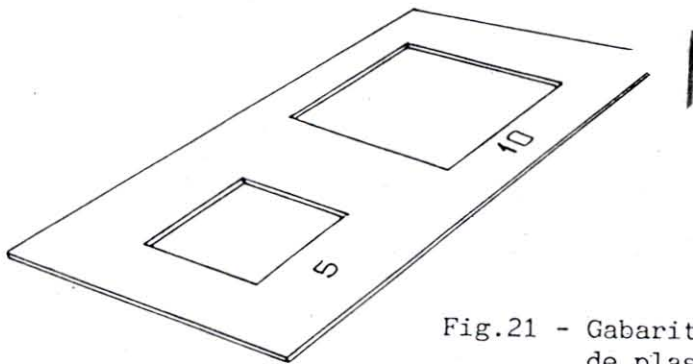


Fig.21 - Gabarit découpé dans une feuille de plastique pour le comptage des larves sur les collecteurs.

Il faut alors recourir à un moyen optique grossissant. Une grosse loupe peut être utilisée, mais nous avons trouvé qu'une petite visionneuse de diapositive bon marché (environ 20 F), de conception simple, légèrement modifiée par nos soins, convenait parfaitement (Fig.22, 23 et 24). La visionneuse, qui couvre globalement un champ de 4 cm X 4 cm environ, présente l'avantage d'englober la totalité de la surface de 10 cm² pour les comptages, en présentant une qualité optique et un confort d'utilisation supérieurs à une loupe normale

Le taux de captage Tc est égal à:

$$T_c = \frac{\text{Nbe de larves fixées}}{\text{Nbe de larves immergées}} \times 100$$

COMPTAGE DES LARVES AU DETROQUAGE

Le seul moyen d'estimer le taux de mortalité, après avoir estimé le taux de captage, consiste à compter les huitres survivantes après détroquage.

Si les huitres sont déjà de belle taille, il n'y a pas trop de problème pour en compter une centaine, les peser, et en déduire le nombre approximatif d'huitres survivantes :

P : poids total des huitres détroquées
 p : poids de 100 huitres choisies au hasard
 N : nombre d'huitres survivantes

$$N = \frac{P}{p} \times 100$$

Si les huitres sont de petite taille (de quelques mm à 1 ou 2 cm), la méthode est la même, mais il faut être très rigoureux dans l'échantillonnage des 100 individus, car l'on risque en effet d'écarter les individus trop petits et de sous-estimer le taux de survie.

La meilleure méthode consiste à étaler les huitres sur la table et en isoler une petite partie à l'aide de la main ou d'une règle puis à compter tous les individus isolés sans en oublier.

L'expérience nous a en effet montré qu'échantillonner directement sur le tas d'huitres, conduisait à surestimer la taille moyenne des individus.

Le taux de mortalité Tm est égal à:

$$T_m = \left(1 - \frac{\text{Nbe d'huitres comptées}}{\text{Nbe de larves fixées}} \right) \times 100$$

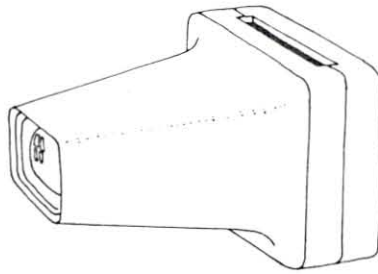


Fig.22 - Petite visionneuse de diapositive en plastique
(Coût: environ 20 F.).

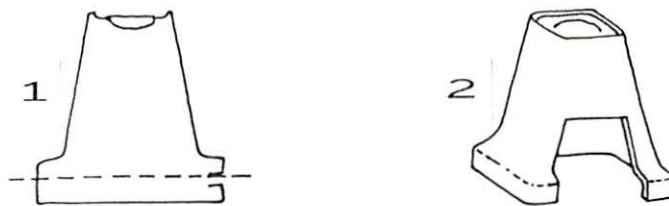


Fig.23 - Modification de la visionneuse pour l'observation
des larves fixées sur les collecteurs:
-1 : Séparation ou découpage du fond à hauteur du
passage des diapositives.
-2 : Découpage d'une échancrure sur un des cotés
larges (à la meule par exemple)

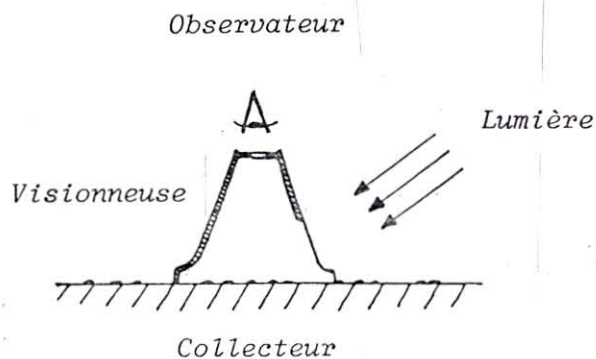


Fig.24 - Observation des larves en plaçant la visionneuse
modifiée directement sur le collecteur. Placez-vous
prêt d'une source de lumière.

CONCLUSIONS

La méthode :

Les conseils précédents, déduits de l'expérimentation, sont également des conseils de "bons sens". Les larves d'huitres sont en effet des organismes vivants relativement fragiles, et en tant que tels doivent être manipulés avec précaution, quoique l'on puisse s'étonner à juste titre de leur bonne résistance à toutes les phases de filtration, concentration, mise à sec, stockage, transport, etc...

Il faut également savoir que le télécaptage se compose de différentes opérations liées les unes aux autres et que, à l'instar d'une chaîne Haute-Fidélité par exemple, la qualité du résultat final sera directement proportionnelle à la qualité du plus mauvais "maillon" de la chaîne : toute anomalie intervenant dans l'une des phases (ex : transport, stockage, conditionnement des collecteurs, etc...), peut hypothéquer l'ensemble du processus. La méthode est rapide et simple dans son principe, mais demande du soin et de l'attention. Ne l'oubliez pas.

Pour votre propre expérience, mais également pour l'analyse d'éventuels échecs, enregistrez un maximum de données sur toutes vos opérations et n'hésitez pas à les communiquer aux chercheurs d'IFREMER (voir annexe 3).

L'avenir :

Près d'une cinquantaine de professionnels français auraient jusqu'à présent tenté le télécaptage en France et plusieurs écloseries sont déjà capables de fournir des larves oeillées. L'avenir du télécaptage d'huitres creuses semble bien assuré.

Par ailleurs, le télécaptage d'huitres plates (*Ostrea edulis*) apparaît en bonne voie, plusieurs recherches étant actuellement entreprises pour mettre au point la technique (IFREMER/CIC Bretagne Sud, SATMAR). Celle-ci intéresse également le Canada (FIELD et DRINNAN, 1988), qui cherche à diversifier ses productions d'huitres une à une.

Pour finir, signalons que les dernières expériences américaines et canadiennes sur les huitres triploïdes (stériles), montrent que celles-ci obtiennent d'excellentes performances de croissance en milieu riche, mais ont par contre de moins bons résultats que les huitres diploïdes normales en milieu pauvre. Ne comptons pas trop sur les huitres triploïdes pour sauver les bassins ostréicoles surchargés, sauf pour diminuer le nombre de larves émises dans le milieu!

RESUME DES OPERATIONS DE TELECAPTAGE

MATERIEL

- Bac (2 m³ environ par million de larves)
- Système de chauffage (1500 à 2000 Watt par m³)
- Système d'aération (compresseur, turbine)
- Pompe (remplissage du bac)
- Filet à plancton (maille: 100 µ)
- 200 à 250 g de pâte d'algues par million de larves
- Collecteurs: Lames, tubes, soucoupes, ardoises, coquilles, etc...

PREPARATION

- Les collecteurs neufs doivent avoir trempé 2 mois en bassin (en renouvelant l'eau régulièrement) ou en mer pour relargage des produits toxiques.
- Paraffinage du bac: Notamment pour les parois rugueuses ou métalliques (peu recommandées !), passer une couche de paraffine fondue au pinceau.
- Remplir le bac avec de l'eau de mer filtrée à 100 µ (0,1mm) et chauffer à 25-27°C.
- Conditionnement: Tous les collecteurs doivent être soigneusement nettoyés puis immergés 3 jours en bassin avant le télécapage.

IMMERSION DES LARVES

- Si les larves ont été conservées ou transportées au froid, les laisser progressivement s'adapter à la température ambiante pendant 1 heure hors de l'emballage isotherme, mais à l'abri du soleil.
- Mélanger doucement les larves dans un récipient contenant de l'eau chauffée à 25°C puis répartir par petites quantités sur toute la surface du bac.
- Couvrir le bac (les larves préfèrent la pénombre) et aérer pendant 15 minutes pour bien homogénéiser,
- Aérer quelques minutes toutes les 4 ou 5 heures (au moment de l'addition de nourriture par exemple).

NUTRITION DES LARVES

L'alimentation des larves n'est pas obligatoire, mais des expériences ont montré qu'elle augmentait sensiblement le taux de fixation. Certaines écloséries peuvent vous fournir de la pâte algale (purée de phytoplancton

centrifugé). Renseignez-vous sur leur densité (nombre d'algues par gramme de pâte) afin de respecter les doses journalières finales suivantes (en nombre de cellules algales par millilitre d'eau du bac) :

1° jour	2° jour	3° jour	4° jour	5° jour	6° jour
2 fois 60.000	2 fois 60.000	2 fois 90.000	4 fois 75.000	4 fois 100.000	4 fois 150.000

-*Procédé:*

- Préparer la quantité de pâte nécessaire,
- Diluer dans un récipient d'eau de mer prélevée dans le bac,
- Agiter jusqu'à l'obtention d'un liquide coloré homogène
- Répartir dans tout le bac au moment de l'aération.

RENOUVELLEMENT DE L'EAU

- A partir du 3° jour, avant l'addition de nourriture, renouveler l'eau du bac par moitié. Filtrez l'eau rejetée sur 100 µ pour récupérer éventuellement les larves non fixées et les réimmerger. Il est souhaitable mais pas obligatoire de remplir le bac avec de l'eau de provenance identique préchauffée à 25°C. Evitez cependant un renouvellement brutal qui induirait un choc thermique des larves.

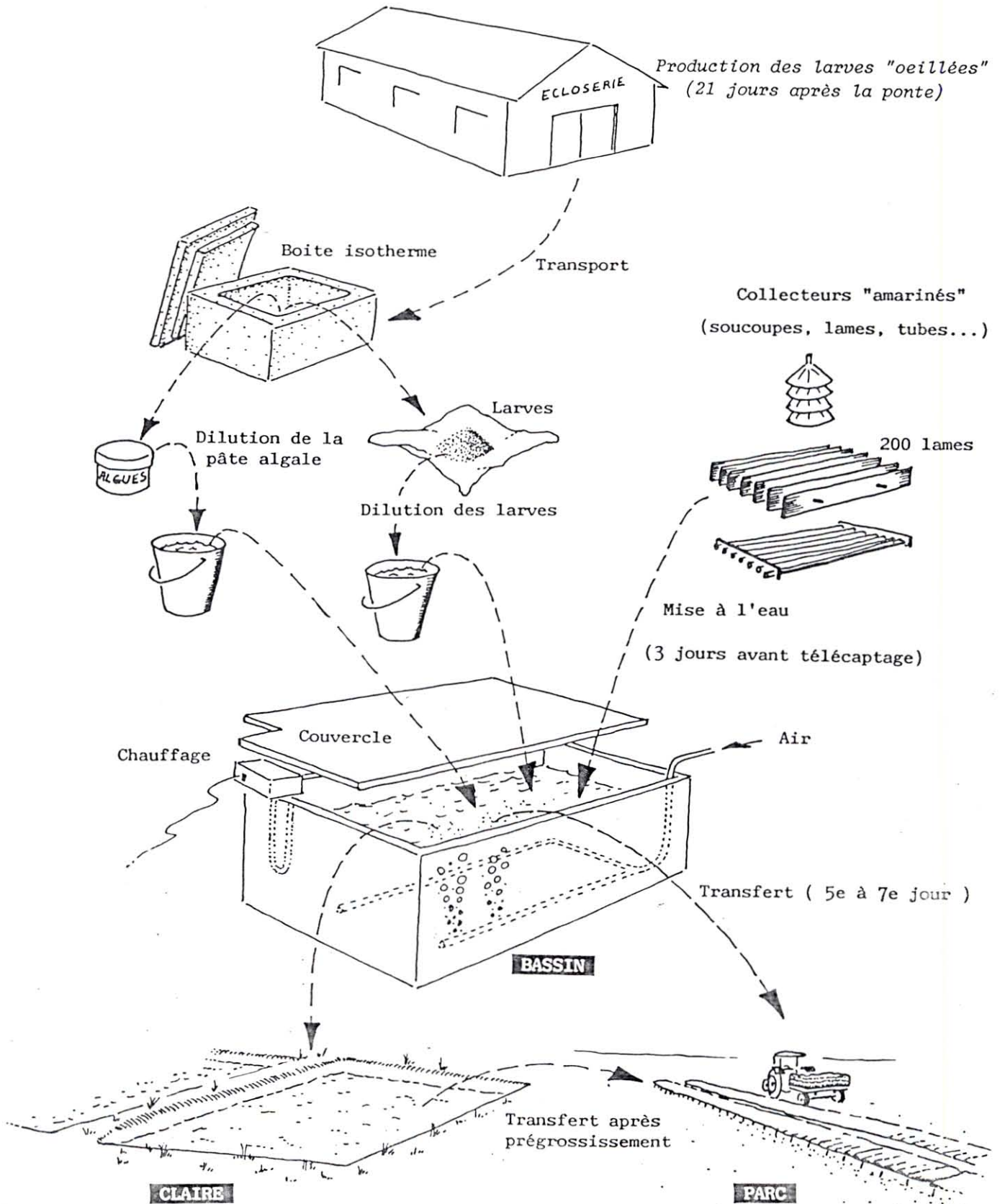
TRANSFERT DES COLLECTEURS

- Le télécaptage est théoriquement terminé au bout de 48 Heures, mais vous devez laisser les larves bien s'étaler sur le support, pendant 3 à 5 jours supplémentaires, avant de manipuler les collecteurs.
- Les 2 derniers jours avant transfert, laisser la température descendre progressivement et se rapprocher de la température du lieu d'immersion.
- Le naissain récemment fixé est extrêmement fragile pendant l'émersion, et la durée du transfert doit être aussi courte que possible (moins d'une heure).
- Evitez les heures chaudes de la journée et une exposition directe au soleil (il est judicieux de protéger les collecteurs avec des sacs en toile de jute humidifiée).

Attention: Suivant les périodes de captage (ex: printemps) et les milieux de transfert (ex: claires), la croissance peut être très rapide. Vous serez alors amené à traiter les collecteurs précocement (détrouage ou passage en mer).

SCHEMA DU TELECAPTAGE

Exemple du télécaptage de 1 million de larves d'huitres



CHECK LIST

POUR LE CAPTAGE A DOMICILE D'HUITRE

d'après JONES et JONES (1988)

Préparation du captage

Date

-Commande des larves, de la nourriture et arrangements pour le transport
-Bac de fixation nettoyé
-Système d'aération et de chauffage en état
-Collecteurs nettoyés et prêts à être immergés
-Bac rempli d'eau pour préparation des collecteurs, collecteurs immergés
-Quantité et type de collecteurs installés dans le bac
-Vidange et remplissage du bac avec de l'eau filtrée et chauffée.

Contrôle des larves

-Date et heure d'arrivée des larves
-Température des larves dans l'emballage
-Couleur, odeur, humidité
-Taille moyenne des larves
-Gamme de taille
-Taille moyenne de l'oeil
-Activité du pied
-Absence / présence du velum

-Quantité de larves par ml dans le seau
-Quantité totale de larves (nombre par ml + volume)
-Production de mucus
-Comportement des larves (chute, attachement sur le seau)

Fixation

-Date et heure du transfert des larves dans le bac
-Nombre de larves dans le bac
-Salinité, température au transfert
-Aération (fréquence, durée : 1/2 H toute les heures)
-Nombre de larves nageant dans un verre après 1 heure
-Bac couvert

2ème jour

-Température le matin
-Nombre de naissain sur tube témoin
-Addition d'un nouveau tube témoin
-Nombre de larves nageant dans 1 verre
-Addition de nourriture
-Quantité d'eau changée
-Température le soir

3ème jour

-Température le matin
-Nombre de naissain sur tube témoin
-Addition d'un nouveau tube témoin
-Nombre de larves nageant dans 1 verre

-Addition de nourriture
-Quantité d'eau changée
-Température le soir

Fin de la fixation et prégrossissement

-Heure et jour de sortie du bac
-Température de l'air, condition s météo (vent, soleil)
-Durée d'exposition hors de l'eau
-Emplacement précis du naissain pour les 3 premières semaines
-Niveau sur l'estran où profondeur d'eau
-Emplacement du naissain pour la phase de nurserie/ Prégrossissement
-Niveau sur l'estran où profondeur d'eau

comptage des naissains sur les collecteurs

	Collecteur 1	Collecteur 2	Collecteur 3
Sortie de bac.....
.....
.....
Après 2 semaine.....
.....
.....
Après 1 mois.....
.....
.....

BIBLIOGRAPHIE

- DOWNING, S., ALLEN, S. - 1987. Induced Triploidy in the Pacific Oyster *Crassostrea gigas* : Optimal Treatment with Cytochalasin B Depend on Temperature. *Aquaculture*, 61, pp. 1-15.
- FIELD, J., DRINNAN, R.W. - 1988. Off-bottom oyster culture in British Columbia: Culture methods, harvesting, processing and industry costs. *Aquaculture Information Bulletin* n° 21, Ministry of Agriculture and Fisheries, Province of British Columbia, Canada, 9 p.
- GUNN, C.R. - 1984. A report on the development and use of an artificial cultch suitable for off bottom oyster culture in British Columbia. Marine Resources Branch, Ministry of Environment, Province of British Columbia. Fisheries Development report n° 3, 25 p.
- JOLY, J-P., BAUD, J-P., BODOY, A. - 1988. Le télécaptage : quel avenir pour l'ostréiculture française ? *Equinoxe* n° 23, pp. 12-18.
- JOLY, J-P., BAUD, J-P., BODOY, A. - 1989. Le télécaptage : Une technique à portée de la main. *L'ostréiculteur français*, n° 24 et 25, Février et Mars 1989.
- JONES, G., JONES, B. - 1983. Methods for setting hatchery produced oyster larvae. B.C. Marine Resources Branch, 61 p.
- JONES, G., JONES, B. - 1988. Advances in the remote setting of oyster larvae. Rapport co-publié par "Aquaculture Association of British Columbia" et le Ministère de l'Agriculture et des pêches de Colombie-Britannique. 88 p.
- LEBORGNE, Y. - 1988. Ostréiculture aux Etats-Unis. *Aquarevue* n° 17, Février-Mars 1988, pp. 10-14.
- ROLAND, B., SUTHERLAND, I., BROADLEY, T. - 1988. Update on Remote Setting Pacific Oyster Larvae in British Columbia. *Aquaculture Information Bulletin* n° 15, Ministry of Agriculture and Fisheries, Province of British Columbia, Canada. 10 p.
-