

IDRC-TS17f

# **Les huîtres sous les tropiques: culture et méthodes**

**D.B. Quayle**

Le Centre de recherches pour le développement international, société publique créée en 1970 par une loi du Parlement canadien, a pour mission d'appuyer des recherches visant à adapter la science et la technologie aux besoins des pays en voie de développement; il concentre son activité dans cinq secteurs: agriculture, alimentation et nutrition; information; santé; sciences sociales; et communications. Le CRDI est financé entièrement par le Parlement canadien, mais c'est un Conseil des gouverneurs international qui en détermine l'orientation et les politiques. Etabli à Ottawa (Canada), il a des bureaux régionaux en Afrique, en Asie, en Amérique latine et au Moyen-Orient.

© Centre de recherches pour le développement international, 1981  
Adresse postale: B.P. 8500, Ottawa (Canada) K1G 3H9  
Siège: 60, rue Queen, Ottawa

Quayle, D.B.

IDRC-TS17f

Les huîtres sous les tropiques : culture et méthodes. Ottawa, Ont., CRDI, 1980. 80 p. : ill.

/Publication CRDI/, /manuel/, /ostréiculture/, /zone tropicale/ -  
/morphologie/, /biologie/, /océanographie/, /matériel de pêche/, /récolte/,  
glossaire.

CDU: 639.41(02)

ISBN: 0-88936-270-X

Edition microfiche sur demande

This publication is also available in English (TS17e).

La edición española de esta publicación  
también se encuentra disponible (TS17s).

IDRC-TS17f

# les huîtres sous les tropiques:

culture  
et  
méthodes



d.b. quayle



# avant-propos

Les coquillages comestibles, huîtres, palourdes ou moules sont très répandus à travers le monde entier. Dans les pays à climat tempéré où ils sont depuis longtemps appréciés des populations, ils ont une grande valeur commerciale. Plusieurs de ces pays ont réussi à augmenter considérablement leur production en adoptant des méthodes de culture nouvelles, tel l'élevage suspendu qui a remplacé l'élevage sur parc. Mais sous les tropiques, l'exploitation des mollusques reste généralement limitée malgré l'abondance des coquillages, dont la reproduction est favorisée par la température de l'eau. Or, dans la plupart des pays tropicaux, les huîtres ne sont pas un aliment de luxe, elles sont souvent un moyen de subsistance pour les pêcheurs ruraux.

L'ostréiculture a fait récemment l'objet de multiples efforts de développement qui, lorsque toutes les conditions favorables ont pu être réunies, ont débouché sur la production d'une huître de taille marchande en neuf mois seulement.

Étant donné le potentiel considérable de cette culture, et parce que les huîtres constituent une source unique de protéines pour de nombreuses populations rurales, le CRDI a accepté de financer des projets de recherche d'abord en Sierra Leone, et ensuite en Malaysia. Actuellement, le Centre subventionne des études dans ce domaine dans sept pays différents. Il s'est ainsi formé un réseau croissant de recherches passionnantes sur l'exploitation des eaux tropicales en vue de produire des huîtres pour la consommation de masse.

L'auteur de la présente brochure, D.B. Quayle, est un spécialiste de l'industrie ostréicole de renommée internationale qui agit à titre d'expert auprès du CRDI depuis 1973. Sous sa direction, le Centre a publié une bibliographie sélective sur l'ostréiculture sous les tropiques (IDRC-052e), préparé une série de diapositives sur les méthodes d'élevage et produit un film documentaire intitulé "Oyster farming in the tropics". On peut se procurer une copie du film ou un exemplaire de la bibliographie en s'adressant à la Division des communications, CRDI, B.P. 8500, Ottawa, (Canada) K1G 3H9. Pour les diapositives, s'adresser à M. W.H.L. Allsopp, CRDI, 5990 Iona Drive, Université de la Colombie-Britannique, Vancouver, C.-B. V6T 1L4.

Le Centre espère que ce traité d'ostréiculture sera un instrument précieux pour tous ceux qui oeuvrent dans ce domaine, les chercheurs aussi bien que les techniciens sur le terrain. Et pour les personnes intéressées à la production d'huîtres ou de coquillages comestibles à des fins alimentaires pour les populations des tropiques, les instructions détaillées du manuel, son glossaire et sa bibliographie complèteront la série de documents préparés par D.B. Quayle.

W.H.L. Allsopp

Directeur associé (Pêches)

Division des sciences de l'agriculture,

de l'alimentation et de la nutrition

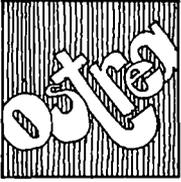
CRDI



# introduction

Grâce à la recherche de nouveaux produits alimentaires, l'ostréiculture prend un nouvel essor sous les tropiques. On vient de prendre conscience du potentiel considérable de cette ressource renouvelable qui peut fournir des protéines essentielles tout en créant de nouveaux emplois dans les exploitations artisanales.

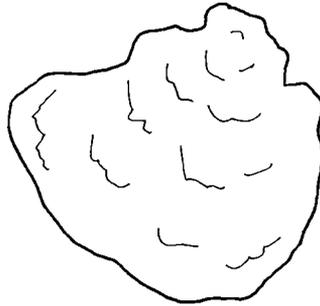
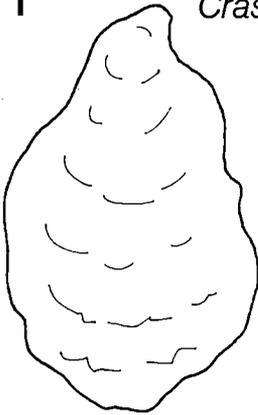
Cependant, les ostréiculteurs de métier sont encore peu nombreux dans les pays tropicaux où l'élevage des huîtres est une science relativement nouvelle. Quelques techniciens diplômés auront peut-être la chance d'aller se perfectionner dans des universités d'outre-mer. Mais comme il s'agit de cas exceptionnels, nous avons voulu offrir à tous ceux qui s'intéressent à l'ostréiculture un manuel complet d'instructions sur l'ensemble des opérations ostréicoles. Certaines semblent très techniques mais nous n'avons pu éviter cette difficulté inhérente à tout ouvrage didactique. Le lecteur pourra consulter un expert ou lire d'autres brochures s'il y a lieu mais il trouvera dans ce manuel qui se veut un ouvrage de référence, toutes les explications relatives aux divers travaux biologiques et méthodes d'élevage.



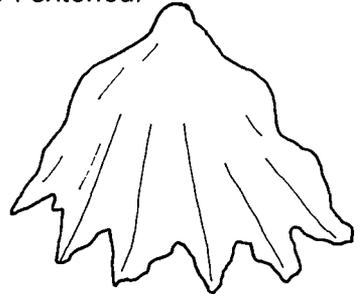
## taxonomie

1

*Crassostrea - vue de l'extérieur*



*Ostrea - vue de l'extérieur*



*Pycnodonta - vue de l'extérieur*

Toutes les huîtres appartiennent à la famille des Ostréidés qui se divise en trois grands groupes ou genres appelés respectivement Ostrea, Crassostrea et Pycnodonta (fig. 1). Chaque genre comprend de nombreuses espèces dont une centaine seulement sont actuellement connues à travers le monde. Plusieurs d'entre elles sont classées selon les caractéristiques de la coquille mais étant

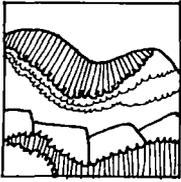
donné leur grande diversité, il est possible qu'il en existe moins d'espèces qu'on ne le croit généralement. Le tableau 1 ci-dessous donne les caractéristiques anatomiques des trois principaux groupes : Ostrea, largement distribuée dans le monde, habite de préférence les eaux claires à faible sédimentation et haute salinité; Crassostrea vit dans les estuaires à sols vaseux, à salinité variable ou généralement faible; Pycnodonta, dont la population est peu nombreuse, vit dans les eaux chaudes à haute salinité.

**tableau 1**

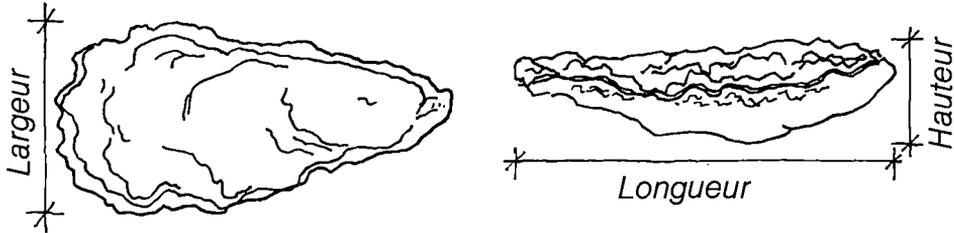
<u>Ostrea</u>	<u>Crassostrea</u>	<u>Pycnodonta</u>
Valve gauche plate	Valve gauche concave	Valve gauche plate
Coquille circulaire	Coquille allongée	Coquille de forme variable
Muscle adducteur central	Muscle adducteur près du bord de la coquille	
Attache du muscle adducteur incolore	Attache du muscle adducteur souvent incolore	
Absence de cavité promyale	Cavité promyale	Cavité promyale
Gros oeufs - incubés	Petits oeufs - sans incubation	
L'intestin ne passe pas par le coeur	L'intestin ne passe pas par le coeur	L'intestin passe par le coeur

Les espèces d'huîtres les plus souvent cultivées sont pour l'Europe, Ostrea edulis et Crassostrea angulata; sur la côte est de l'Amérique du Nord, Crassostrea virginica; au Japon, en Corée et sur la côte ouest des États-Unis et du Canada, Crassostrea gigas. Cette dernière vient d'être introduite en France, en Angleterre, au Maroc, en Australie et en Nouvelle-Zélande. En Australie, la principale espèce de culture est C. commercialis et en Nouvelle-Zélande, C. glomerata et C. lutaria, aux Philippines, C. iredalei. Les espèces les plus communes de l'Océan Indien et de l'Asie du Sud-Est sont C. cucullata, petite huître à coquille dure et C. echinata. Dans les Antilles, on élève C. rhizophorae et peut-être C. brasiliensis le long de la côte est de l'Amérique du Sud méridionale. O. chilensis est une espèce qu'on trouve en abondance sur la côte ouest de l'Amérique du Sud. Quant à l'Afrique du Sud, c'est C. margaritacea qui est la plus répandue mais on élève C. gasar le long de la côte ouest de l'Afrique centrale.

La connaissance des espèces d'huîtres n'est pas essentielle en ostréiculture, l'information sur une espèce donnée n'ayant souvent de valeur que pour la région où elle est cultivée. On peut trouver dans la documentation des pistes et des indications utiles, mais les données biologiques fondamentales telles la saison de la fraie et les taux de croissance restent des phénomènes locaux qui doivent être déterminés dans chacune des régions. La littérature sur la classification des huîtres est actuellement fragmentée, mais les personnes intéressées peuvent avantageusement consulter les universités voisines ou les grands musées tels le Musée national des États-Unis ou celui de la Grande-Bretagne.



# structures et fonctions



2 Termes utilisés pour la mesure d'une huître

Il est indispensable à l'ostréiculteur de connaître d'une façon précise l'anatomie de l'huître. L'huître est pourvue d'une coquille à deux valves, dont la gauche est plus grande et généralement creusée et la droite située au-dessus de la première, plus petite et presque plate. Elles sont reliées par une charnière au bout antérieur usuellement allongé appelé bout cardinifère (fig. 2). Cette charnière est un ligament élastique qui permet l'ouverture des valves tandis qu'un muscle adducteur, accroché à un point de la coquille variant selon les espèces, en détermine la fermeture.

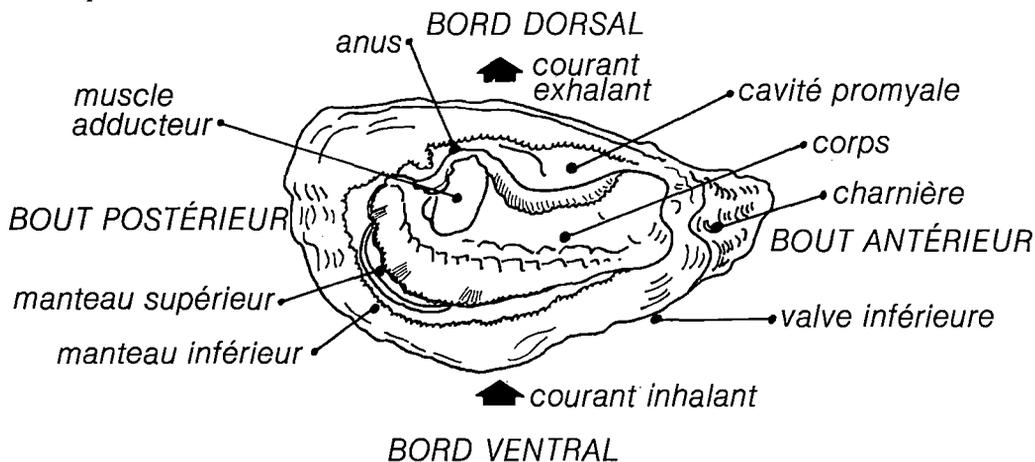
La coquille est constituée par trois couches dont la première, sur la face interne cristalline, est de nacre ou substance porcelanée. La couche la plus externe est formée d'une membrane mince et rugueuse qui s'effrite rapidement. La couche intermédiaire est constituée par une matière calcaire qui forme la partie principale de la coquille. La forme est déterminée par la nature du sol. Lorsque l'huître est fixée à une surface dure tel les petites pierres ou le fond d'une caisse, la coquille tend à s'allonger alors qu'elle s'arrondit généralement sur un fond de vase. Elle est plus dure lorsque les eaux ont une forte salinité et plus molle dans les eaux plus douces.

Si on enlève la valve supérieure de droite pour examiner l'huître, on trouve le corps allongé dans la cavité palléale, la bouche du côté allongé, c'est-à-dire du côté de la charnière. L'axe principal est en réalité la hauteur mais comme le veut l'usage, ce diamètre est appelé la longueur. En tenant la valve gauche à l'horizontale, la charnière à gauche, le bord du dos se trouve en haut, le bord du ventre en bas. Le manteau couvre le corps entier sur les deux côtés, et en secrète la coquille. Dans la région ventrale, il est formé de deux lamelles dont le bord est un peu plus épais et généralement de couleur plus foncée que la partie principale du manteau.

En soulevant les parties libres du manteau (fig. 3), on découvre au bout antérieur quatre petits organes en forme de feuillets qui entourent la bouche. Ce sont les palpes labiaux dont la fonction est de trier les particules alimentaires. On observe ensuite quatre larges lamelles beiges finement ourlées le long de toute la partie centrale du corps. Ce sont les branchies. Elles sont couvertes de cils vibratiles qui par leurs mouvements rapides créent un courant d'eau inhalant à travers la cavité palléale. Elles appartiennent à la fois à l'appareil digestif et à l'appareil respiratoire. L'eau passe d'abord à travers les pores des branchies qui tamisent les particules alimentaires et oxygènent le sang pour être refoulée du côté dorsal dans un mouvement appelé courant exhalant. Des rangées de cils transmettent ces particules aux palpes et à la bouche.

L'appareil digestif de l'huître comprend l'oesophage ou gorge, relativement court, qui est relié à un estomac sacculiforme. Cet organe contient à sa base le stylet cristallin, tigelle gélatineuse jaunâtre logée dans une rainure, que les profanes confondent souvent

avec un ver. Parce qu'il libère une enzyme, le stylet occupe une place très importante dans l'appareil digestif. Il se dissout rapidement dès que l'huître est sortie de l'eau, mais il peut se reconstituer en un quart d'heure lorsque l'huître est immergée à nouveau. L'estomac débouche sur un intestin rétréci mais assez long. L'anus est placé dans la cavité palléale en arrière du muscle adducteur.



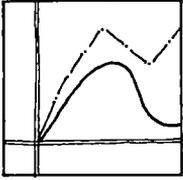
### 3 *Crassostrea*, valve supérieure enlevée

De chaque côté de l'estomac débouchent les conduits des ensembles de tubules appelés diverticules digestifs et, à l'occasion, foie de l'animal. Ces diverticules sont très pigmentés et prennent une couleur vert foncé ou noir lorsque l'huître s'alimente et marron clair lorsqu'elle est au repos. Cet organe peut être observé à l'oeil nu chez une huître maigre, lorsqu'elle ne contient ni glycogène, ni frai.

Pour apercevoir le coeur, il faut soulever les tissus qui se trouvent en avant du muscle adducteur. Il se compose essentiellement d'un ventricule et de deux oreillettes qui communiquent par des vaisseaux sanguins à parois très fines. Le sang est incolore.

Le système nerveux est primitif, n'étant formé que de trois groupes distincts de cellules plutôt qu'un cerveau.

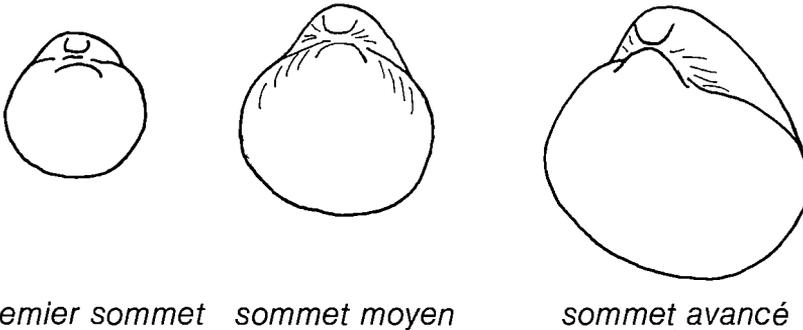
Les organes génitaux des huîtres sont les gonades; chez la femelle, les ovaires produisent les oeufs ou ovules et chez l'huître mâle, les testicules produisent le sperme. Chaque individu appartient à l'un ou l'autre sexe, les ovaires et les testicules formant un faisceau de tubules placés de chaque côté du corps. Au moment de la fraie, les tubules remplis d'oeufs ou de sperme selon le cas couvrent presque toute la surface du corps et ressemblent à un fin réseau de veines. Une fois terminées la fécondation et la ponte, l'huître est maigre et sans consistance, elle n'a plus aucun goût et elle n'est pas commercialisable. L'espace occupé par la gonade se remplit graduellement de glycogène, une substance semblable à l'amidon qui forme les réserves alimentaires nécessaires à la production de nouveaux oeufs et de sperme. Les périodes d'activité des gonades suivies par la formation de glycogène n'obéissent pas aux mêmes règles sous les tropiques et sous les climats tempérés où elles sont influencées par les grandes différences de température des eaux en été et en hiver.



# fécondation et ponte

La connaissance de la période de fécondation et de la ponte des huîtres est un élément essentiel en ce qu'elle forme la base même de la culture qui débute par le captage du frai, appelé naissain. Les modalités sont différentes dans les deux principaux groupes d'huîtres, *Ostrea* et *Crassostrea*. Chez *Ostrea*, les oeufs sont d'abord libérés par la gonade dans la cavité palléale où ils sont fécondés par le sperme émis dans l'eau, de sorte qu'une partie de la vie larvaire est réalisée dans la coquille même. Chez *Crassostrea*, les oeufs et le sperme sont libérés directement dans l'eau où la fécondation et le développement se produisent.

L'oeuf fécondé se transforme en larve (fig. 4) et son développement débute par l'appa-

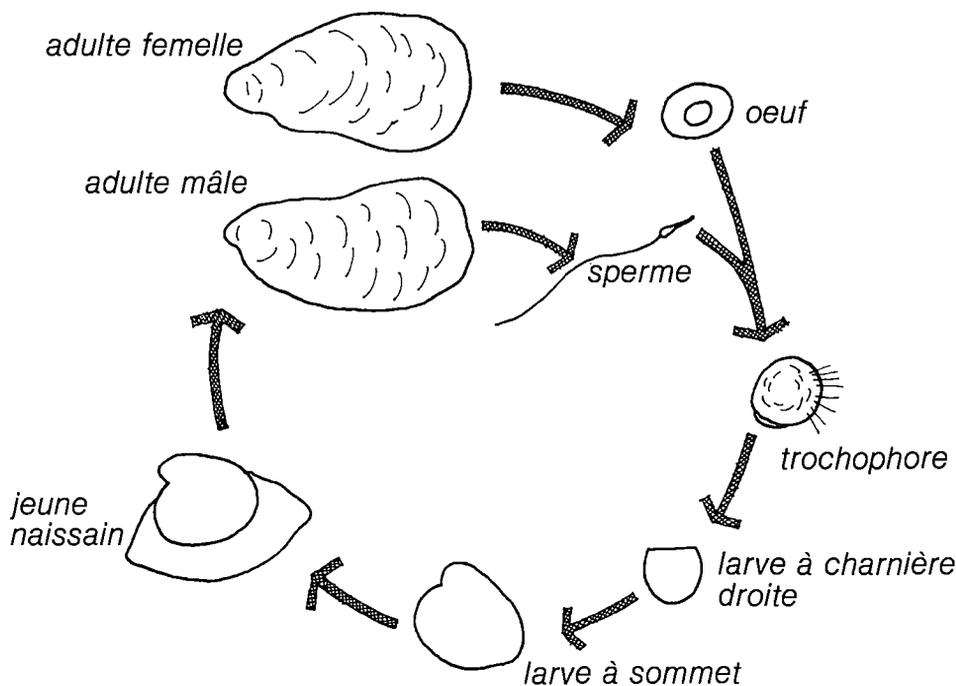


## 4 Stades de croissance d'une larve d'huître

rition de deux coquilles minuscules. La larve se déplace à l'aide de cils vibratiles dotés d'une fonction locomotrice. Peu après, quelques organes fondamentaux commencent à se développer et à la fin du stade larvaire, l'huître comprend deux muscles adducteurs, un appareil digestif, plusieurs faisceaux de branchies, un pied qui lui permet de ramper, un "oeil" noir et un organe à fonctions locomotrice et nourricière appelé velum.

C'est au début du stade postlarvaire que la jeune huître peut se fixer à un support quelconque. Dans les eaux tempérées, elle mesure 1/3 de mm vers 2 ou 3 semaines. Par contre dans les eaux chaudes, elle atteint presque 1/2 mm au bout d'une semaine ou dix jours. La larve nageuse se met donc en quête d'une surface solide pour se fixer, et si elle rencontre une coquille d'huître ou une racine de palétuvier, elle commence à ramper sur son pied jusqu'à ce qu'elle trouve un point d'ancrage approprié. Elle choisit souvent une petite crevasse, alors, elle expulse une sorte de ciment sécrété par une glande logée dans le pied sur lequel elle pose sa coquille gauche. Cette substance durcit rapidement et l'huître est implantée définitivement. Ce stade est dit fixation et la population de jeunes huîtres s'appelle naissain (fig. 5).

Les espèces de type *Ostrea* se distinguent par un changement de sexe qui a généralement lieu au cours d'une même saison de fraie. L'huître peut donc porter successivement des gonades mâles qui produisent des spermatozoïdes et des gonades femelles qui produisent des oeufs. Le même phénomène est observé chez *Crassostrea*, sauf qu'un changement de sexe



## 5 Cycle biologique de l'huître (non à l'échelle)

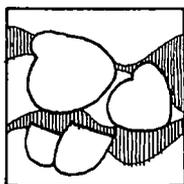
peut également avoir lieu avant la saison de fraie de l'année suivante. Il arrive que le contenu de la gonade soit libéré entièrement en une seule fois, mais ailleurs les ovules sont libérés par petites quantités sur une longue période. Dans les pays à climats tempérés, la période de fraie se limite généralement à un ou deux mois au cours de l'été. Mais sous les tropiques, cette saison peut s'étendre sur presque toute l'année avec des pointes avant et après la saison des pluies. Pour qu'il y ait fécondation, il faut que les oeufs et le sperme aient été libérés au même moment. Des changements brusques de température ou de salinité sont des facteurs importants dans le déclenchement de la fécondation. Cependant, la présence de substances sexuelles peut jouer le même rôle si les gonades sont suffisamment mûres et si les conditions de température et de salinité sont favorables. La multiplication de stimulants est nécessaire à assurer la reproduction des populations d'huîtres.

Il existe plusieurs méthodes pour déterminer la période de fraie des huîtres. La première est de placer sur des frayères ou dans un gisement naturel, des collecteurs faits de coquilles d'huîtres vides ou plaques de fibrociment de taille assez réduite pour permettre d'être examinés au microscope stéréoscopique. Ces collecteurs sont posés et retirés à intervalles réguliers, une série restant immergée pendant une semaine seulement et les autres pendant un mois ou plus. Les collecteurs témoins retirés chaque semaine donneront la quantité de naissain recueillie pendant cette période et les autres, le

volume total; ces renseignements sont importants pour l'établissement d'une industrie où les collecteurs sont immergés pendant de longues périodes. Les collecteurs peuvent être placés dans plusieurs zones favorables et à diverses profondeurs, c'est-à-dire à mi-marée, à marée basse, à un, deux ou trois mètres au-dessous d'un radeau. La quantité de larves est ensuite comptée à l'aide d'un microscope stéréoscopique.

La deuxième méthode consiste à récolter des échantillons de plancton toutes les semaines et à dénombrer les larves d'huîtres émises. Les procédés de prélèvements d'échantillons sont décrits plus loin.

La troisième méthode consiste à recueillir tous les mois une cinquantaine d'huîtres afin d'analyser le degré de maturité de la gonade. Cette appréciation peut se faire à l'oeil nu ou au microscope qui évidemment est plus précis bien que tout changement important de la gonade puisse être observé à l'oeil nu. Comme nous l'avons décrit plus haut, après la ponte, l'huître est maigre et sans consistance, alors que l'huître adulte est dodue et crémeuse, le système tubulaire de la gonade bien en relief sur toute la surface du corps.



## les larves et le naissain

La capacité d'identifier les larves d'un mollusque d'élevage n'est pas essentielle dans tous les cas. Cependant, lorsqu'on désire exploiter le potentiel optimal d'une espèce, il est important de connaître les données de base de la biologie des larves afin de favoriser leur développement. A titre d'exemple, on peut raisonnablement pratiquer l'élevage des huîtres sans pouvoir prédire la période de fixation du naissain mais lorsqu'on en connaît la date, on peut éviter de placer les collecteurs trop tôt et prévenir les salissures qui empêcheraient le naissain de se fixer, le succès de l'élevage dépendant précisément du captage.

### TECHNIQUES D'IDENTIFICATION

Les larves de mollusques peuvent être identifiées de diverses manières. La meilleure et la plus sûre est l'élevage en laboratoire. Cette méthode exige des connaissances en fécondation artificielle dont la pratique est complexe et délicate. L'extraction des oeufs et du sperme en vue de cette opération ne peut se faire qu'après la production naturelle du frai. Mais pour plusieurs espèces, certaines phases du cycle de reproduction ne sont pas encore maîtrisées. De plus, la température de l'eau des viviers de laboratoires doit être contrôlée, et un approvisionnement d'eau stérile est nécessaire. La production d'organismes vivants pour l'alimentation des larves et les rations précises à leur donner posent un autre problème. Par conséquent, cette méthode ne peut s'adresser qu'à ceux qui possèdent de grands laboratoires sophistiqués.

Il existe cependant une autre formule fondée sur le même principe qui peut être appliquée dans les pays tropicaux où la température de l'air et de l'eau est à peu près égale. Il s'agit d'isoler du plancton les larves d'une même espèce ayant atteint un stade avancé et de les placer dans un bassin rempli d'eau de mer filtrée afin de ne retenir que les plus petits organismes planctoniques (50 microns ou moins). Même après ce filtrage, il reste généralement assez de substances pour permettre à la larve de s'alimenter jusqu'au stade de la métamorphose et de la fixation. Cependant, l'eau des bassins doit être renouvelée, aérée et remuée à peu près tous les deux jours.

La troisième méthode possible à réaliser avec un équipement minimal est de comparer les larves âgées à une coquille larvaire (la prodissoconque) en ne prélevant qu'une petite quantité de naissain. Il est donc utile de connaître la forme de la prodissoconque, sa taille et le nombre de larves par rapport à d'autres espèces de mollusques. Plusieurs

ouvrages, dont ceux de Loosanoff et Davis, Chanley et Andrews et Rees peuvent aider à classer les larves dans la bonne famille. (La brochure de Rees est particulièrement utile à cet égard.) La connaissance des mollusques locaux et leur population relative fournit également des indices valables. C'est d'ailleurs cette méthode que Rees a suivie. Pour l'appliquer, il faut se procurer un microscope binoculaire stéréoscopique muni d'une platine, à éclairage par transmission et réflexion, à grossissement d'environ 70X avec oculaires à champ de 10X, un micromètre oculaire de type Filar et un micromètre objectif pour le calibrage. Il faut également avoir à sa disposition des verres de montre de 100 mm de diamètre et de 2,5 pouces, de type Syracuse. On complète l'équipement par un assortiment de pipettes, de compte-gouttes et d'aiguilles à dissection. La récolte du plancton se fait à l'aide de filets de mailles 20 ou 25 en soie ou en nylon d'une ouverture de 30 cm et d'un seau adéquat.

## RÉCOLTE DU PLANCTON

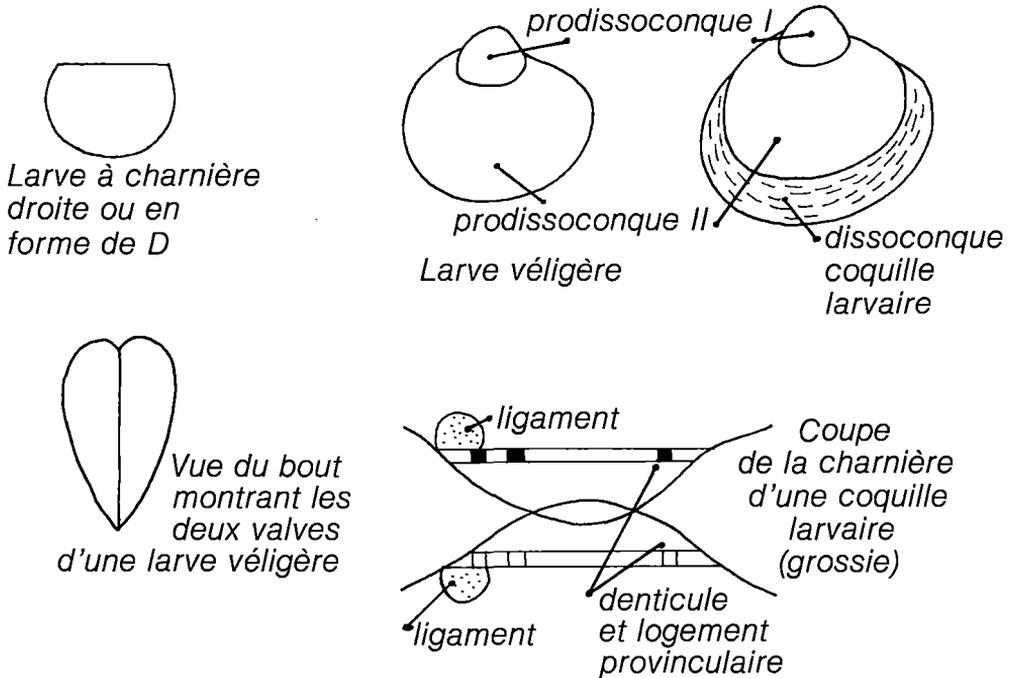
Dans la plupart des régions et selon les saisons, on récolte un nombre suffisant de larves en traînant pendant cinq minutes derrière une embarcation un filet de 30 cm. Si l'examen microscopique porte sur les échantillons vivants, il faut d'abord frapper délicatement le bocal sur le bord d'une table afin de permettre aux larves nageuses de se déposer au fond. On les recueille ensuite à l'aide d'un compte-gouttes pour les déposer dans un verre de montre. Lorsque ce dernier est rempli au tiers, on lui imprime un mouvement de rotation en le tenant par les bords afin que le plancton se dépose au milieu. La centrifugation permettra de séparer les particules de densité différente, les larves de mollusques et autres organismes plus lourds se déposant sur le fond, au centre du verre de montre, et les particules plus légères flottant au-dessus. En penchant légèrement le contenant, ces dernières se rapprochent du bord où on peut les prélever avec une pipette. Cette opération peut être répétée plusieurs fois, en rajoutant de l'eau de mer propre jusqu'à ce qu'il ne reste que des larves ou autres particules lourdes au centre. On peut donc procéder à l'examen microscopique sans être gêné par toutes sortes d'organismes en suspension sans intérêt.

Pour conserver l'échantillon de plancton, on ajoute juste assez de formaline tamponnée pour donner une solution à environ 2 %. Par exemple, il ne faut pas ajouter plus de 6 ml de formaline concentrée à un bocal de plancton de 300 ml. A peu près une journée plus tard, il faut séparer les larves de mollusques et les placer dans de l'alcool neutre à 70 % ou dans une autre solution non corrosive tel qu'indiqué dans la publication n° 4 de l'UNESCO.

L'identification des larves de mollusques est un travail difficile, la différence entre les diverses espèces et familles étant à peine marquée. Il s'agit là d'une étude assidue et de longue durée. Les photographies sont utiles lorsqu'elles sont claires et permettent une définition précise. Les dessins peuvent être très pratiques, mais le tracé doit être aussi détaillé que possible, en accentuant et même exagérant les caractères particuliers. La forme de la larve est évidemment la donnée la plus importante mais sa position dans le verre de montre peut également être révélatrice. La forme réelle peut être distinguée lorsqu'une seule valve repose sur le fond, le bord interne dirigé vers le bas. Pour obtenir cette position, il faut plonger la larve dans une solution d'hydroxyde de potassium à 1 %, ou plus simplement dans une eau de javel (chlorox ou perfer) et bien remuer. La larve se détache de la coquille au contact de la solution et le brassage ouvre les valves, ce qui en permet une observation exacte. Celle qui repose sur la face interne révèle la forme précise et celle qui se trouve sur la face externe fera apparaître le provinculum et les denticules de la charnière.

La couleur peut parfois être un indice. Chez certaines espèces, la coquille est colorée, mais chez d'autres, la couleur générale, particulièrement celle de la glande digestive peut dépendre de son alimentation. Un point noir apparaît chez presque tous les bivalves dotés d'un seul ou de plusieurs muscles adducteurs inégaux, telles les moules et les huîtres, à un stade avancé du développement de la larve. D'autres coquilles larvaires, telles celles des anomiidés, sont parfois pigmentées et peuvent déjà posséder un embryon d'orifice pour le passage du byssus. Le provinculum et les dents de la charnière constituent des caractères taxonomiques importants (fig. 6) comme l'ont démontré Rees et, plus récemment, certaines publications illustrant la structure des caractères particuliers des larves de lamellibranches.

## 6 Aspects d'une larve de bivalve



### STADES DE DÉVELOPPEMENT DES LARVES

La coquille larvaire ou véligère, aujourd'hui communément appelée prodissoconque I, est une larve à charnière droite qui lui donne la forme d'un D, ce qui la rend bien distinguable du stade suivant, la prodissoconque II.

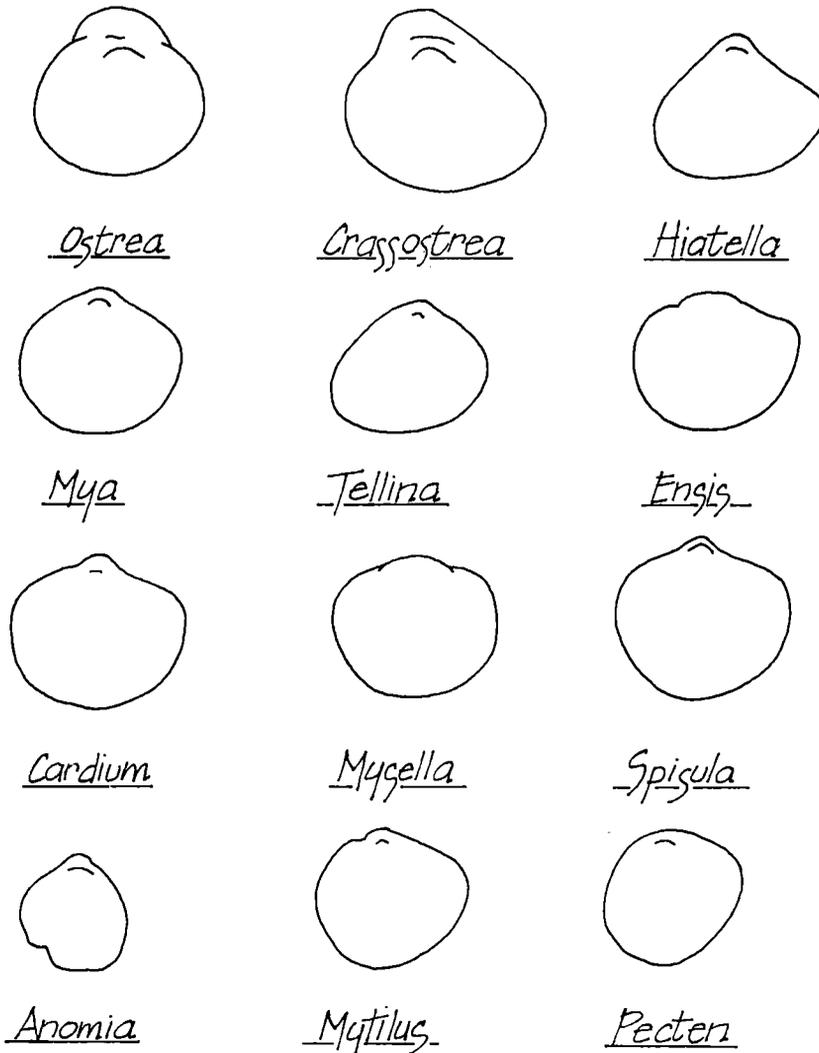
Les dimensions relatives de la prodissoconque I, taille (longueur, hauteur) au moment de la fixation sont des données utiles. On peut aussi recueillir ces données en comparant ce premier stade à prodissoconque II qui porte déjà des stries. Après s'être fixée, la larve commence à élaborer sa coquille adulte, ou dissoconque, formée principalement d'une sécrétion calcaire. Les prodissoconques d'une même espèce ont toute la même longueur et cette constante en facilite l'identification. Un autre trait distinctif des bivalves est l'épaississement de la base de la charnière où se formeront les dents et le ligament. Les Solenacea (couteaux) sont le seul groupe à ligament externe, tous les autres étant à l'intérieur de la coquille. Chez les Lucinacea et les Erynacea, souvent larvipares et dont les larves sont plutôt grosses, les charnières sont dépourvues de denticules. Heureusement, les larves d'huîtres, surtout celles qui sont âgées, sont différentes de la plupart des autres larves de bivalves, mais la capacité de les identifier au premier stade ne s'acquiert qu'à la suite d'une longue expérience. Dans les eaux tempérées, le sommet ou umbo des larves au stade intermédiaire est plutôt proéminent et ces dernières mesurent environ 100 microns de longueur. La larve âgée est à peu près de 300 microns, le sommet est bien développé et le point noir est apparu. Chez *Crassostrea*, la larve est un peu plus grande et peut mesurer jusqu'à 450 microns.

Les critères d'identification sont les suivants :

- 1) Rapport longueur/hauteur
- 2) Forme entière
- 3) Forme du bout antérieur et postérieur - arrondi ou allongé
- 4) Position du sommet; au centre, vers le bout antérieur ou vers le bout postérieur et les longueurs proportionnelles
- 5) Couleur. Ce caractère n'est valable que pour certaines larves, la plupart étant incolores ou de couleurs variées. Généralement, les larves de Crassostrea ont des tons de marron alors que celles d'Ostrea sont plus noires.
- 6) Longueur de la prodissoconque I
- 7) Denticules et ligament

La figure 7 ci-après donne le schéma de diverses formes typiques qui peuvent faciliter l'identification d'une larve en procédant par élimination.

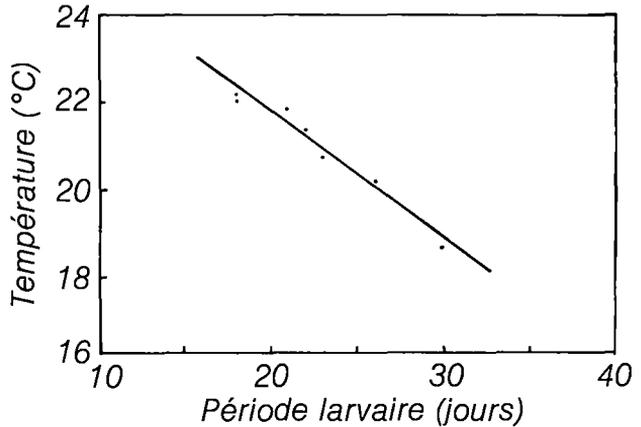
### 7 Types de larves de diverses espèces de bivalves.



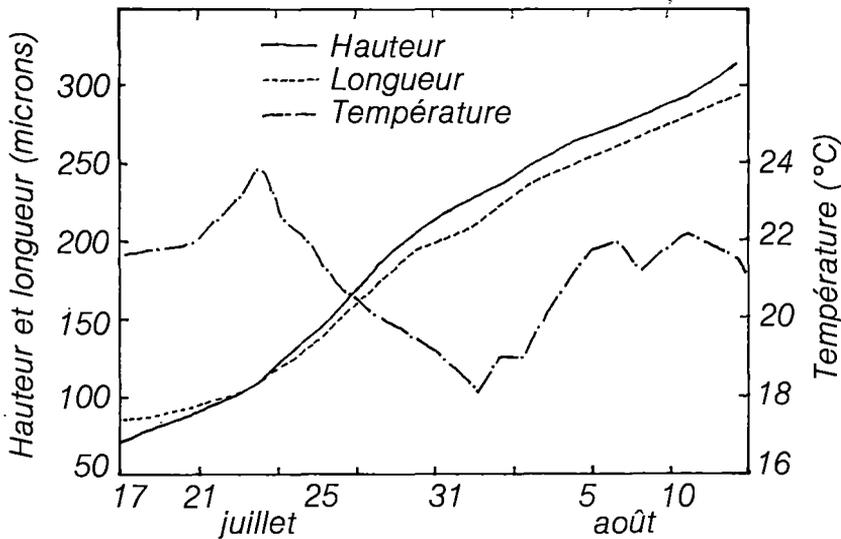
## DURÉE DE LA VIE LARVAIRE

La durée de la vie larvaire peut être calculée en laboratoire mais cette donnée appelle certaines réserves, vu la grande différence entre le milieu de culture et le milieu naturel. De même, une période de vie larvaire en mer déterminée au cours d'une année n'est pas nécessairement valable pour les années suivantes où les variations de température et les apports de nourriture peuvent avoir influencé la croissance des larves. Il est nécessaire d'effectuer une série d'observations pendant plusieurs années. Il faut aussi connaître le cycle de reproduction des espèces étudiées : certaines expulsent tous leurs oeufs d'un seul coup et d'autres à différents intervalles. Dans certains cas, les pontes peuvent être bien distinctes quand elles sont séparées par de longs intervalles, tels qu'une semaine. La durée de vie larvaire est alors simplement définie comme l'intervalle séparant l'apparition de la charnière droite et le début de la fixation (fig. 8).

### 8 Période larvaire de l'huître du Pacifique selon diverses températures (Baie Pendrell).



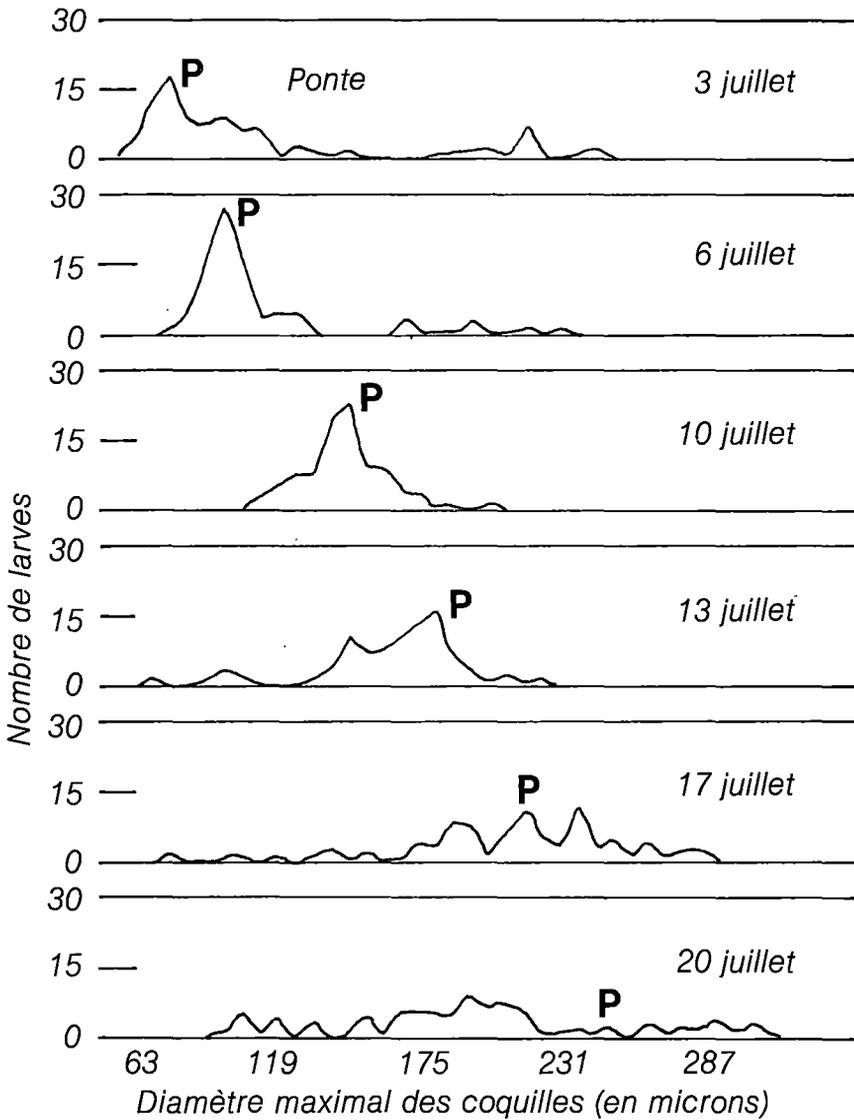
Les échantillons de larves récoltés chaque jour (environ 100 larves par échantillon) doivent être mesurés avec précision et leur dimension reportée sur un diagramme afin d'établir la courbe de croissance. Il faut en même temps noter la quantité de larves fixée chaque jour (fig. 9).



### 9 Croissance de larves d'huîtres du Pacifique dans la baie Pendrell.

Lorsque les larves sont indistinctes, il sera nécessaire de mesurer des échantillons tous les jours afin d'établir des polygones de fréquences de longueur. Portant ces derniers contre le temps (fig. 10), on pourra suivre le déplacement des modes, l'intervalle entre l'apparition d'un groupe de larves à charnière droite à un mode donné; la disparition de ce mode, couplée à un pic semblable de fixation indiquera la durée approximative de la vie larvaire.

**10** *Fréquence des longueurs utilisées pour l'établissement de la durée de la période larvaire.*





## mode de fixation

Il est indispensable de posséder quelques notions sur le mode de fixation si l'on veut placer les collecteurs aux endroits les plus favorables. Les sites sont choisis en fonction de la profondeur et de l'orientation des surfaces offertes aux larves, soit verticales ou horizontales. D'autres facteurs, tels la température, la salinité, la lumière, les marées, l'angle de la surface, la couleur et la texture du support de même que la propreté (saleté, vase, salissures) peuvent également influencer sur l'implantation. La température et la salinité ont généralement peu d'effet sur le mode de fixation, car si ces conditions ont déjà favorisé la survie et la croissance des larves, on peut en déduire que ce milieu est également favorable à la fixation.

### LUMIÈRE

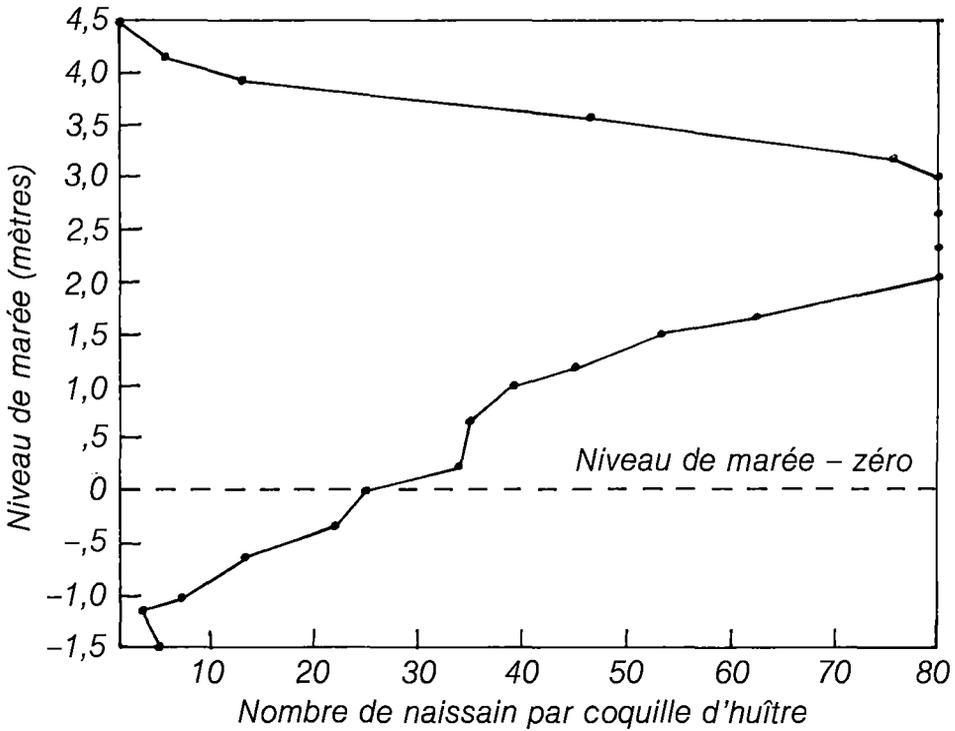
Les variables sont ici le temps du jour ou de la nuit, la turbidité de l'eau et les conditions atmosphériques, ensoleillement ou nébulosité. Cette analyse peut être effectuée sur le terrain en immergeant des collecteurs d'essai à brefs intervalles au cours de la journée et de la nuit dans diverses conditions atmosphériques. La turbidité peut être déterminée à l'aide du disque Secchi. Généralement, des intervalles d'environ 3 heures suffisent à une fixation adéquate. Lorsque l'amplitude des marées est forte, il faut attendre l'étale pour procéder aux expériences toujours à intervalles réguliers, ce qui déterminera les effets du cycle des marées. Ces relevés devraient être faits pendant les marées de morte eau et de vive eau, et chaque expérience doit durer au moins 72 heures. Au moins 50 collecteurs (lames ou plaques) par groupe de 10 devraient être immergés toutes les trois heures pendant une période de trois jours. Les résultats de cette recherche initiale pourront éventuellement conduire à des études plus poussées. L'effet de la lumière peut évidemment être étudié en laboratoire, mais l'équipement nécessaire est hautement sophistiqué et les résultats des analyses sont souvent d'une application difficile.

### PROFONDEUR

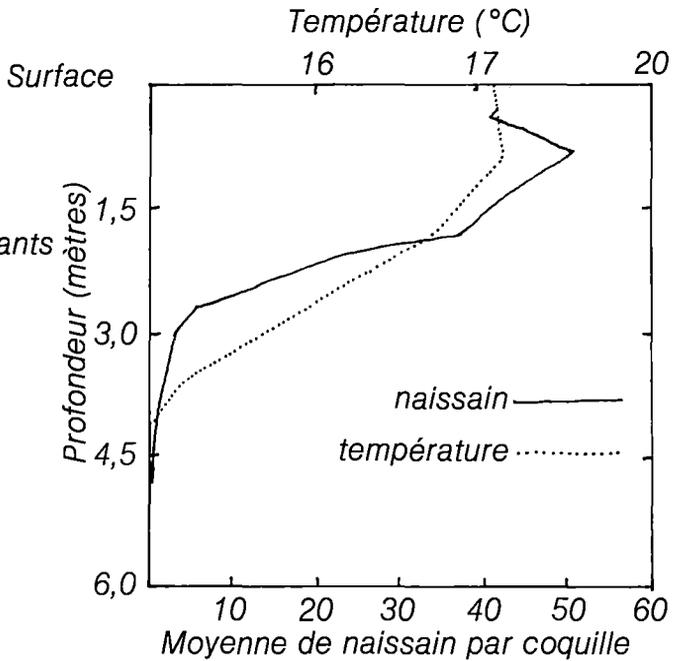
La profondeur est un facteur important qui doit être étudié par rapport à des points fixes placés sur la rive et au-dessous du niveau de marée basse. Dans les zones situées au-dessus du niveau de marée basse, il faudra prendre en compte l'envasement. Le choix de l'estran est bien davantage une question de survie que le résultat du comportement larvaire (fig. 11). Au-dessous des mers basses, les eaux enregistrent des variations de température et de salinité, en dépit d'une submergence continue, particulièrement au cours des périodes de stratification de la colonne d'eau. Une situation de profondeur constante peut être établie à partir d'un radeau flottant où des fluctuations de températures, de salinité, de lumière, et de vitesse du courant peuvent également se produire. La fixation pourra varier, comme le démontre la figure 12, et cette information permettra de choisir l'endroit idéal pour installer des collecteurs. Pour la première expérience, on pourrait fixer à un radeau un câble de 8 m de longueur portant des collecteurs à raison de 3 par mètre. Il serait avisé de placer plusieurs câbles, d'une part parce que plusieurs pourraient être entraînés par le courant et d'autre part, afin de mesurer les différences entre les collecteurs placés à des niveaux différents d'un même site.

L'angle du substrat offert aux naissains est important dans certains cas, certaines espèces se fixent de préférence sur la surface horizontale du haut d'un collecteur alors que d'autres espèces préfèrent s'implanter au-dessous. Ces données peuvent même varier d'une année à l'autre, de sorte que les expériences ou les observations doivent être

**11** Répartition verticale de naissain sur collecteurs fixes.



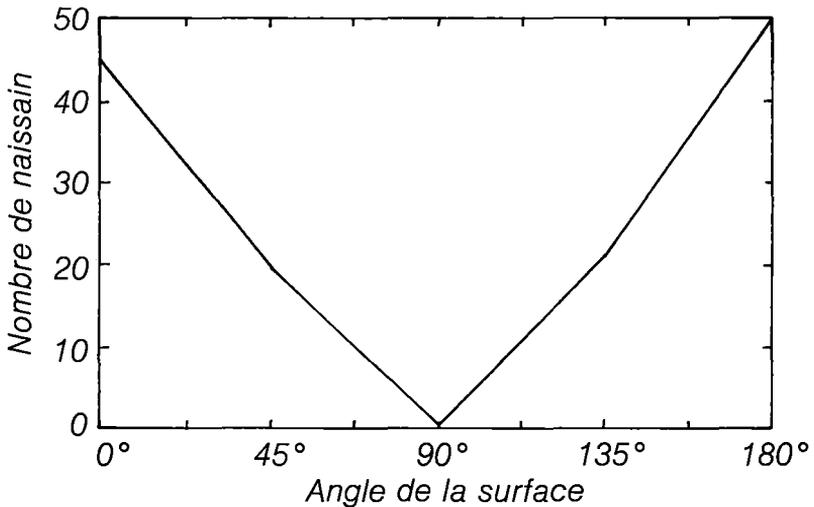
**12** Répartition verticale de naissain sur collecteurs flottants (Baie Pendrell) selon la température à diverses profondeurs.



effectuées chaque année pendant une période assez longue pour établir un schéma définitif. Pour connaître l'angle le plus approprié, ces collecteurs doivent être installés à différents angles autour d'un axe central, avec la notation suivante :

- 0° - dessous d'une surface horizontale
- 45° - face inférieure d'une surface à 45°
- 90° - vertical
- 135° - face supérieure d'une surface à 45°
- 180° - dessus d'une surface horizontale

La figure 13 indique les résultats d'une telle étude.



### 13 Rapport entre le nombre de naissain et l'angle de la surface de fixation (Baie Pendrell).

De nombreuses expériences ont été effectuées au moyen de plaques de verre qui bien sûr réduisent le problème de la lumière, mais les lattes de béton enduit d'amiante ou autres matériaux ordinaires rendent le même service. En général, les chercheurs rapportent que le plus grand nombre de larves se trouve sur le dessous des surfaces horizontales. On relève également dans plusieurs études que la couleur du collecteur a peu d'incidence sur la fixation du naissain.

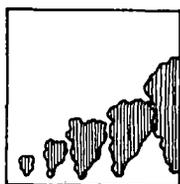
#### PROPRETÉ

Les surfaces couvertes de boue, de vase et jusqu'à un certain point, de salissures empêchent le naissain de se fixer, mais plusieurs chercheurs prétendent qu'une mince couche de salissures, surtout des bactéries, favorisent la fixation. Cependant, le naissain choisit de préférence des collecteurs propres non contaminés. Des expériences effectuées sur certaines espèces d'huîtres ont démontré que le naissain aimait se déposer sur un collecteur où quelques larves s'étaient déjà fixées plutôt que sur un collecteur vierge. Cependant, à moins que la population de larves soit très faible, il est à conseiller d'utiliser de nouveaux collecteurs propres.

#### RUGOSITÉ DE LA SURFACE

Les huîtres peuvent se fixer sur toute surface sauf celles qui sont graisseuses, huileuses ou molles. En d'autres mots, les surfaces doivent être dures et propres. On a même

réussi à capter des larves sur du verre poli bien que la récolte ait été plus abondante sur du verre dépoli. Les collecteurs de plastique tels les feuilles de polyéthylène ou de chlorure de polyvinyle donnent également de bons résultats. Mais ce sont les tuiles et les planches enduites de chaux ou de ciment qui ont été employées avec le plus de succès. Si on envisage l'emploi de matériaux locaux, il faut d'abord procéder à des tests comparatifs avec les collecteurs classiques tels les coquilles d'huîtres, les lattes d'amiante ou autres enduites de ciment. L'efficacité et le coût d'un collecteur sont deux éléments importants à connaître avant de mettre en oeuvre une exploitation ostréicole.



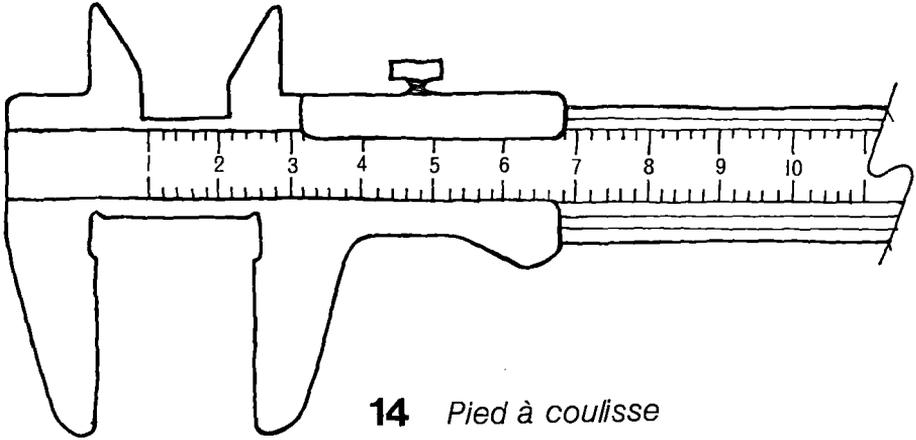
## développement

La croissance des huîtres constitue l'un des éléments les plus difficiles à déterminer. Mesurer une huître est relativement facile, mais l'opération se complique lorsqu'il s'agit d'établir une moyenne, étant donné les variations considérables entre exemplaires et l'endroit où chaque huître croît par rapport aux autres. Par conséquent, une étude de croissance doit nécessairement porter sur un grand nombre d'individus, c'est-à-dire au moins 200 huîtres, toutes prélevées dans le même gisement, telle une caisse grillagée.

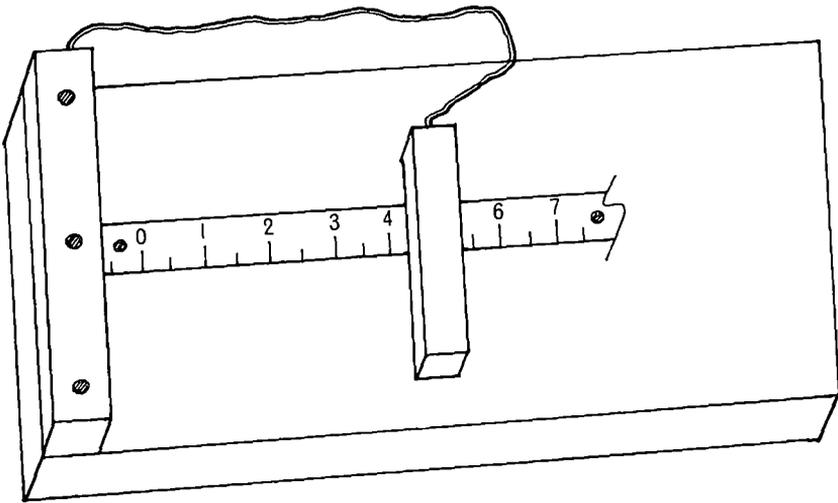
### MESURAGE

Les mesures d'une huître sont généralement la longueur ou le volume, ce dernier est cependant le plus complet puisque le chiffre donné comprend la longueur, la largeur, l'épaisseur et la forme. La méthode de calcul du volume d'une huître est donnée plus loin en page 20. La plupart des ostréiculteurs calculent le volume à partir du nombre d'huîtres contenues dans un récipient donné, caisse ou panier ou à partir d'une mesure spécifique telle qu'un boisseau (2 219,36 pouces cubes (00036 mètres cubes) (8 gallons impériaux)). Les dimensions biologiques correctes d'une huître sont illustrées à la figure 2. Cependant, presque tous les ostréiculteurs parlent toujours de longueur plutôt que de largeur parce qu'il s'agit de la plus grande dimension. Il faut donc toujours demander à l'amateur ou au futur exploitant ostréicole de préciser la désignation choisie. Les mesures linéaires sont prises avec un pied à coulisse ou une planche à mesurer. Le pied à coulisse (fig. 14) est très simple à opérer, il suffit de placer l'huître entre les deux becs, dans l'axe à mesurer. Cet outil est d'ailleurs toujours accompagné d'instructions relatives à la lecture. La planche à mesurer avec buté réglable (fig. 15) est l'un des outils les plus utiles et les plus simples à fabriquer. Le procédé graphique est peut-être le plus pratique pour une personne seule sur le terrain, l'équipement consistant en une simple planche à rebord sur laquelle on appuie une feuille de papier, recouverte de plastique si le papier n'est pas imperméable. En plaçant l'huître sur le rebord, on en trace le contour à l'aide d'un poinçon. Les longueur, largeur ou hauteur peuvent ensuite être relevées en rentrant au laboratoire.

Il existe deux méthodes principales pour établir le taux de croissance. La première consiste à comparer les longueurs successives d'un échantillon raisonnable pris au hasard dans un groupe d'huîtres. Il faut cependant s'assurer que l'échantillon est représentatif du groupe et prélevé dans un petit gisement. Il est préférable de remettre l'huître à la place où on l'avait prise et de mesurer toujours le même groupe d'huîtres. Les fréquences de longueur sont reportées sur la courbe et on calcule la moyenne. Lorsqu'il y a croissance, la courbe de fréquence de longueur se déplacera suivant l'abscisse du diagramme.



**14** *Pied à coulisse*

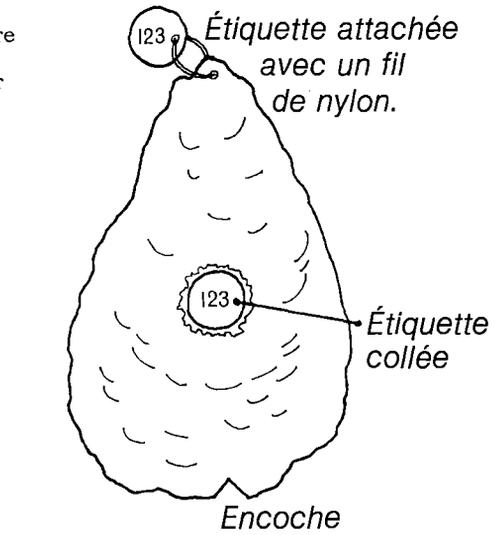


**15** *Planche à mesurer*

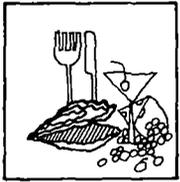
L'autre méthode consiste à marquer ou étiqueter les huîtres de façon à les reconnaître et à mesurer leur développement. Cette méthode directe est positive et permet de noter les variations individuelles (fig. 16).

On peut marquer les huîtres en collant sur leurs coquilles une étiquette numérotée que l'on trouve sous les diverses formes qui ont été mises au point lors du lancement des programmes de marquage massif des poissons ainsi que les colles assorties. Un autre procédé consiste à percer un petit trou au sommet de la valve gauche et d'y attacher une étiquette avec un fil souple d'acier ou de nylon. On peut aussi graver des numéros sur la coquille avec un poinçon, mais dans ce cas-ci, il est recommandé de les colorer puis de pulvériser un fixatif pour les rendre indélébiles.

Comme mesure de précaution et pour assurer un meilleur contrôle, on taille une encoche au bout postérieur de la coquille avec une lime triangulaire. Un cran de 2 ou 3 mm suffit à laisser une marque permanente sans risque pour l'huître et ce point de référence servira tout au long de l'étude de croissance.



16 Méthodes de marquage



## alimentation

Malgré les nombreuses études effectuées sur diverses espèces d'huîtres, l'essence de leur alimentation est relativement peu connue. Comme il s'agit d'un animal filtreur qui ne peut se déplacer, l'huître ne se nourrit que des micro-organismes contenus dans son milieu aquatique. Elle peut jusqu'à un certain point, trier les particules qu'elle ingère mais elle ne les digère pas tous. Les micro-organismes qu'elle filtre sont bien connus, mais on ignore encore la valeur nutritive des éléments qui les composent.

Quelle que soit son alimentation réelle, flagellés, diatomées ou particules organiques microscopiques d'animaux ou de végétaux désintégrés dans la mer, il existe généralement chez l'huître un cycle annuel de croissance et "d'engraissement" et on en déduit l'existence d'un cycle annuel de disponibilité de nourriture. Dans les eaux tempérées, c'est au printemps, au mois d'avril et de mai que les huîtres sont normalement au meilleur de leur forme et cette période coïncide avec la floraison printanière de plancton associée en partie à l'augmentation de la luminosité et à l'élévation des températures à cette époque. Mais sous les tropiques où la lumière et la température sont relativement constantes tout au long de l'année, d'autres facteurs doivent jouer sur l'embonpoint des huîtres, et la salinité est probablement l'un d'entre eux. On ne dispose encore pas de données suffisantes pour déterminer l'évolution saisonnière sous les tropiques.

Il peut sembler logique à première vue, de relier la croissance et l'engraissement des huîtres à l'abondance du plancton, mais ce n'est qu'une partie de la vérité et la preuve serait coûteuse et longue à établir. Il est plus simple de déterminer la quantité de substances alimentaires disponibles en observant la croissance et l'engraissement des huîtres. Tout échantillon de plancton prélevé sur une exploitation donnée renseigne peu

sur l'alimentation d'une huître fixée à proximité si elle baigne dans un courant qui entraîne du plancton de composition différente. L'huître absorbe des aliments variant selon les jours, les saisons et les facteurs hydrographiques, et leur assimilation se mesure par sa croissance et le calcul de l'indice de condition. Par conséquent, toute étude ostréicole doit commencer par l'installation de plateaux d'huîtres d'à peu près la même taille, sinon du même âge, à différents endroits du parc sous étude. Lorsqu'il s'agit d'une zone de battement des marées, les plateaux sont placés au même niveau d'eau ou à une même profondeur s'ils sont suspendus à des radeaux ou à des bâtis. Il est conseillé d'en installer au moins trois à chaque endroit pour bien mesurer les variations afin de comparer à l'aide de la statistique les résultats relevés dans chaque site. Chaque plateau devrait contenir entre 50 et 100 huîtres, ce qui permettra de calculer la productivité du parc en termes de coquilles et de chair d'huîtres.



## indice de condition

Le terme condition désigne le degré d'embonpoint d'une huître ou le degré de remplissage de la coquille. On présume que le développement de la coquille est programmé en fonction du volume éventuel du corps de l'huître adulte où se produisent des changements rapides. L'huître connaît des modifications saisonnières au cours du cycle de reproduction; l'augmentation du volume des glandes sexuelles (gonades) suivie d'une perte de poids considérable après la fraie; ensuite, l'huître des eaux tempérées commence lentement à grossir à la faveur de la production de glycogène. Mais dans certaines zones tropicales, les huîtres sautent cette étape pour passer à un renouvellement de l'activité sexuelle, bien que la phase glycogénique ait pu être observée chez certaines espèces tropicales. Les modifications de volume peuvent également dépendre des variations saisonnières ou annuelles de la quantité d'aliments. De même, l'élévation de la salinité peut contribuer à une perte de poids.

Pour l'ostréiculteur, les variations de poids d'une huître sont importantes en ce qu'elles affectent le rendement en chair et partant, la rentabilité de l'exploitation. Il est donc essentiel de bien connaître le cycle d'engraissement saisonnier. Mais on croit généralement que l'évolution des huîtres des eaux tempérées n'est pas la même que celle des eaux tropicales. La condition devient moins importante lorsqu'il s'agit d'un commerce d'huîtres sur écailles, étant donné que la vente se fait à l'unité et non au poids de chair bien que l'huître "maigre" n'ait pas le goût riche de l'huître "grasse", ce qui pourrait compromettre les ventes éventuelles.

### CALCUL DE L'INDICE DE CONDITION

La condition d'une huître peut être évaluée de plusieurs façons :

- (a) Le rapport entre le volume de chair et l'espace contenu entre les coquilles constitue un indice. Par exemple, si on obtient 75 gallons (en livres ou kilogrammes) de chair de 100 boisseaux, caisses ou bourriches, le rapport est de  $75/100 \times 100 = 75 \%$ . Si le volume de chair est plus élevé pour la même quantité d'huîtres, le pourcentage est donc plus élevé et le profit s'accroît.
- (b) Une autre formule consiste à comparer le nombre d'huîtres par gallon (ou litre) avec le nombre d'huîtres par boisseau net (huîtres moins rebut), le rapport s'établissant comme suit : le nombre total de boisseaux (bourriches ou caisses) multiplié par le nombre d'huîtres par boisseau (bourriche ou caisse) = le nombre total de gallons multiplié par le nombre d'huîtres par gallon.

ou

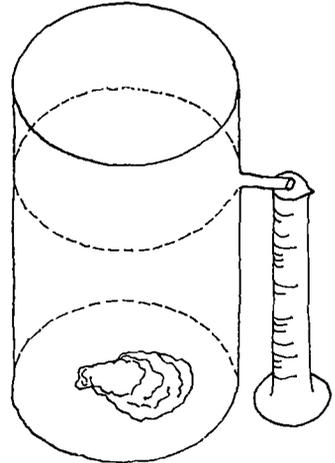
$$\frac{\text{Total des gallons}}{\text{Total des boisseaux}} \times \frac{\text{nombre par boisseau}}{\text{nombre par gallon}} = \text{rendement exprimé en fraction} \\ \times 100 = \text{pourcentage du rendement.}$$

- c) Le rendement en chair est relié à la taille des huîtres récoltées, le volume (boisseau, bourriche ou caisse) se calculant par le nombre d'huîtres x par la taille des huîtres. Il faut se rappeler que l'unité de capacité, exprimée en boisseaux, pieds cubes, litres, bourriches ou caisses devrait représenter le volume net ou réel, c'est-à-dire sans rebut, débris ou coquilles vides. Le nombre d'huîtres par gallon ne peut être une mesure de condition à moins que la taille des huîtres ne soit mentionnée, le gallon pouvant contenir 100 grosses huîtres en mauvaise condition ou 100 petites en bonne condition.
- (d) L'indice de condition est une autre formule intéressante. C'est le rapport entre la capacité de l'huître (espace compris entre les deux valves) et le poids ou volume de chair logé dans cette cavité. L'indice de condition s'obtient généralement par l'application de la formule

$$\frac{\text{poids de la chair sèche} \times 1000.}{\text{capacité de la coquille}}$$

Jusqu'à 150 indique une excellente condition alors qu'un chiffre d'environ 75 indique une très mauvaise condition. Le procédé consiste à trouver d'abord le volume de l'huître entière soit par déplacement d'eau (fig. 17) ou par le pesage dans l'air et dans l'eau dont la différence en grammes est égale au volume exprimé en ml (fig. 18).

L'huître est ensuite ouverte avec soin, et pesée après avoir été égouttée pendant un certain temps (p. ex. 5 minutes). Elle est ensuite placée dans un séchoir à 95 ° - 98 ° C jusqu'à ce que son poids soit devenu constant. On pèse ensuite la coquille vide dans l'air et dans l'eau et là encore, la différence en grammes donne le volume en ml. Même si ce procédé n'est pas aussi précis que le précédent, la différence entre le poids total et le poids (métrique) de la coquille dans l'air donne une approximation satisfaisante du contenu de l'huître.

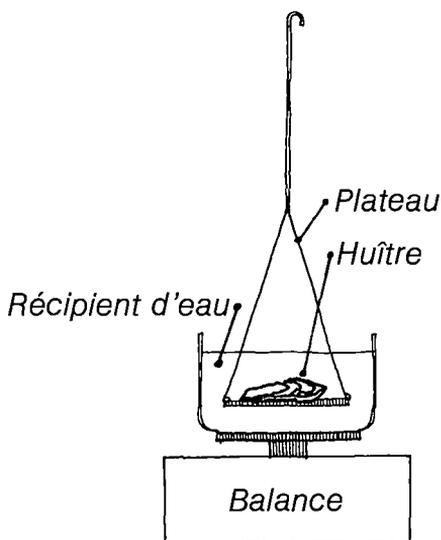
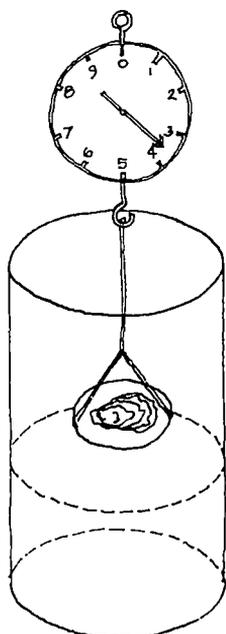


**17** *Appareil pour mesurer le volume des huîtres par le déplacement d'un liquide.*

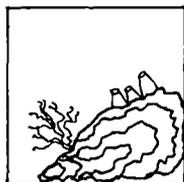
- (e) Une autre méthode pour déterminer le volume total de l'huître est de mesurer l'augmentation apparente du poids de l'eau après avoir placé une huître sur une petite grille dans un contenant d'eau fraîche placé sur une balance (fig. 19). La différence entre le volume total et celui de la coquille est le volume interne de la coquille (de la cavité). On obtient l'indice de condition en multipliant cette valeur par 1000 qui représente le poids réel de la chair de l'huître.

On peut déterminer l'indice de condition d'une huître seule ou d'un groupe en faisant la moyenne du volume et du poids total, mais cette dernière opération exige des balances et des contenants plus importants. L'une des principales difficultés du calcul de l'indice de condition est le choix de l'échantillon. Pour obtenir des résultats valables en ce qui concerne l'évaluation des variations, il faut calculer l'indice d'au moins 25 huîtres. Une fois cette donnée recueillie, on utilise une formule statistique pour calculer le nombre d'huîtres nécessaires à cette étude.

**18** Appareil pour mesurer le volume d'une huître, dans l'air et dans l'eau.



**19** Détermination du volume d'une huître.



## salissures

Le terme "salissures" s'applique aux animaux et plantes (algues) qui se fixent sur les collecteurs ou sur les jeunes huîtres. Il ne faut pas surestimer l'importance des salissures car elles sont souvent plus un ennui qu'un problème, les huîtres de culture pouvant supporter un degré considérable de salissures sans que leur croissance en souffre. La règle générale est qu'une intervention devient nécessaire lorsque le volume des salissures égale ou dépasse le volume des huîtres adultes. Une attaque sévère peut évidemment diminuer le taux de croissance des huîtres ou envahir les collecteurs et même étouffer les huîtres, surtout le naissain. Les principaux organismes qui menacent les élevages sont les balanes, les moules, les tunicifiés, les polychètes tubicoles et les hydroïdes.

Les élevages en zones intertidales, sur parc ou suspendus sont relativement protégés des salissures. La principale menace dans ce cas provient des balanes qui vivent généralement dans une zone spécifique de ce milieu, et on peut les éviter en plaçant des collecteurs au-dessous, si possible. Les élevages continuellement submergés, tels les radeaux, sont

le plus exposés à ce danger. On lutte contre ces organismes de trois manières :

1. Par la connaissance de la succession annuelle des salissures et un élevage en conséquence.
2. Par l'élevage loin des aires de salissures.
3. Par leur destruction.

#### 1. SUCCESSION DES SALISSURES

Il s'agit de l'étude du cycle saisonnier des salissures. A titre d'exemple, lorsqu'on connaît la saison de fixation d'une espèce de balane, l'installation des collecteurs n'est effectuée qu'après cette date. Au retour de cette période l'année suivante, les huîtres auront atteint un développement assez avancé pour se défendre contre cette attaque dont les effets seront réduits.

#### 2. ÉLEVAGE LOIN DES AIRES DES SALISSURES

Lorsqu'on connaît la niche écologique des balanes ou des autres parasites, on suspend les huîtres au-dessus ou au-dessous de ce niveau. Sous les tropiques, les huîtres sont le plus souvent cultivées dans les estuaires où il existe une séparation entre les eaux à forte salinité et les eaux moins salées en amont. Or les huîtres (particulièrement celles du genre *Crassostrea*) peuvent vivre dans diverses conditions de salinité, soit de 10 à 30 ‰. Comme presque tous les parasites et organismes qui s'incrustent sur les coquilles ne vivent que dans les zones où les eaux sont très salées, la stratégie qui s'impose est de recueillir le naissain dans cette zone puis de transporter les collecteurs dans l'estuaire où les parasites sont absents, les eaux ayant un niveau de salinité d'environ 15 ‰.

#### 3. DESTRUCTION DES SALISSURES

Pour réussir cette opération, il faut sortir les collecteurs de l'eau et faire subir un traitement aux salissures. Ce procédé coûte cher en main-d'oeuvre et en perte d'huîtres, plusieurs d'entre elles se détachant lors de l'émersion et de l'immersion. Une exposition de quelques heures à l'air libre suffit souvent à tuer les organismes, surtout ceux à corps mou, mais la durée du séjour hors de l'eau ne peut être déterminée que par l'expérience. L'huître elle-même, plus que tout autre animal marin, peut supporter un séjour prolongé hors de l'eau en fermant bien ses valves. Le décollage des salissures à la main est généralement trop coûteux. Le jet d'eau à haute pression n'enlève qu'une partie des organismes. Reste le trempage dans une solution toxique pour les salissures mais inoffensive pour les huîtres. L'immersion dans l'eau douce est souvent efficace de même qu'un bain de 10 à 20 minutes dans la saumure. Un trempage rapide dans un bain d'eau additionnée d'une solution de sulfate de cuivre de 1 à 2 ‰ suivi d'un séchage à l'air libre est également efficace. Le trempage en général constitue un dernier recours, d'une part à cause des risques que de nombreux produits chimiques présentent pour divers organismes tel le poisson et d'autre part, à cause des coûts de l'équipement et de la main-d'oeuvre requis.

Pour effectuer une étude sur les salissures, il faut immerger le matériel d'essai à diverses profondeurs et pendant des périodes variées. Le choix du matériel dépendant de l'objet de la recherche, il est quand même préférable d'employer les mêmes types de collecteurs. Ce sont souvent des coquilles vides, mais les différences de forme et de taille compliquent les calculs quantitatifs. Le matériau le plus populaire est la feuille d'amiante-ciment découpée en carrés de 14 x 10 cm, plus pratiques pour l'analyse au microscope stéréoscopique. Ces feuilles peuvent également être en bois, ce qui permet d'étudier l'attaque des tarets, mais ce choix n'est pas judicieux en ce que le bois est rarement utilisé comme collecteur et qu'il peut être complètement détruit, justement par les tarets.

Le montage des collecteurs est un point délicat. Il existe plusieurs procédés mais le plus simple et en même temps celui qui répond le mieux aux exigences d'une recherche est de monter sur collecteur 7 petites planches dont 6 numérotées et 1 sans numéro. Une fois par mois, la planche numéro 1 et celle sans numéro sont retirées pour analyse et remplacées par de nouvelles. Le mois suivant, on retire le numéro 2 et la planche sans

numéro qu'on remplace encore par de nouvelles. Les planches sans numéro donnent la quantité d'organismes qui se fixent chaque mois, et les planches numérotées fournissent l'information pour des périodes cumulatives de 1 à 6 mois pendant deux semestres. Pour mener une étude plus précise, cette expérience doit être doublée à chaque station et pour chaque profondeur. Si les planches d'essai réussissent à attirer le naissain, on peut recueillir toute l'information nécessaire sur le cycle de fixation de ce dernier, l'effet des salissures sur la colonie de même que l'interaction entre les huîtres et les autres organismes.



## prédateurs, maladies, parasites et vulnérants

### PRÉDATEURS

Au cours de leur vie planctonique, les larves d'huîtres sont consommées par de nombreux organismes, parmi lesquels les invertébrés filtreurs tels que les huîtres adultes et les balanes. Il faut aussi inclure au nombre des prédateurs les petits poissons comme le hareng qui s'alimentent aussi en filtrant l'eau de mer.

Les prédateurs de l'huître adulte sont nombreux et variés, comme par exemple les poissons, les crabes, les bigorneaux, les étoiles de mer et les vers plats. La protection contre les prédateurs pouvant augmenter considérablement le coût de production, on doit essayer de s'en abstenir. La détermination du taux de prédation constitue une entreprise ardue, et il peut souvent être plus rentable d'accepter un certain degré de prédation que de mettre en place des dispositifs de protection.

### Poissons

Parmi les poissons mangeurs d'huîtres, il faut noter la raie-aigle, la manta et le tambour. Diverses espèces de poissons tropicaux, dont plusieurs n'ont pas encore été identifiées, sont munis de dents aplaties qui leur permettent de manger les coraux et aussi de broyer les coquilles des jeunes huîtres qu'ils dévorent. En France et aux Etats-Unis, on protège les parcs en installant des grillages autour des élevages, et pour empêcher les raies d'attraper les huîtres, on plante des pieux pointus aux deux bouts sur le fond du parc. Lorsqu'il s'agit d'élevages suspendus, on les entoure de filets. Selon l'espèce et la quantité de poissons, il est toujours possible d'en réduire le nombre en pêchant à proximité d'un endroit où leurs déprédations sont supportables.

### Crabes

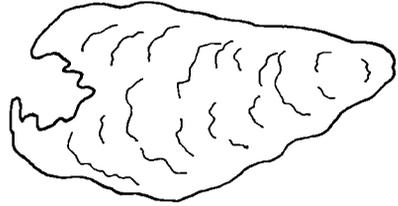
Diverses espèces de crabes comptent parmi les prédateurs des huîtres, mais les plus sérieux sont les cancroïdes aux pinces redoutables : ils s'attaquent surtout aux jeunes huîtres dont ils broient la coquille. On repère leur passage aux coquilles vides marquées d'indentations. Il peut être nécessaire d'installer des filets pour protéger les jeunes huîtres (fig. 20). Comme dans le cas des poissons, on peut également en

réduire la population par l'installation de casiers. Les meilleurs sont probablement ceux qu'emploient les pêcheurs locaux mais on peut en fabriquer soi-même de très simples avec des lattes de bois ou des baguettes de bambou tel qu'illustré par la figure 21. Il est important de noter le nombre et la taille des crabes pêchés par casier et par intervalle de temps afin d'évaluer l'efficacité du programme.

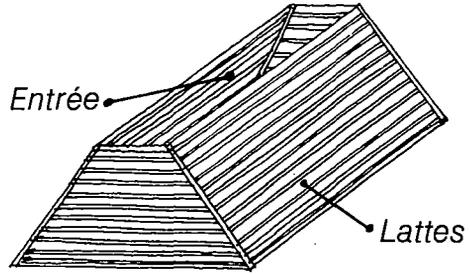
Bigorneaux

Les espèces prédatrices de bigorneaux (mollusques gastéropodes) ont été nommées bigorneaux perceurs parce qu'ils réussissent à perforer grâce à leur radula la coquille des huîtres. Leur radula sert également à râper la chair de l'huître qu'ils dévorent. Il leur faut peu de temps pour forer un trou circulaire dans le coquillage d'une jeune huître, aussi peuvent-ils détruire un élevage de jeunes huîtres plus rapidement qu'un parc d'huîtres adultes. Les oeufs du bigorneau sont enfermés dans de petites capsules d'environ 5 x 2 mm, fixées à un substrat solide, par petits groupes (fig. 22 et 23). Chaque capsule peut contenir jusqu'à 50 oeufs qui, une fois transformés, en sortent par un orifice situé au sommet. Fort heureusement, ces gastéropodes ne libèrent pas de larves nageuses qui les répandraient partout. Ils restent sur les fonds et ainsi, toutes les cultures suspendues, soit par câbles, dans des sacs ou caisses leur échappent alors que les cultures sur parc sont vulnérables. La lutte la plus efficace consiste à détruire les capsules d'oeufs et à ramasser les adultes à la main ou plus simplement en utilisant des nasses. Une nasse à bigorneaux est un simple petit panier en fil de fer galvanisé dans lequel on place un appât de morceaux de poissons. Comme pour les crabes, il faut noter soigneusement le résultat de la cueillette afin de déterminer l'efficacité du procédé.

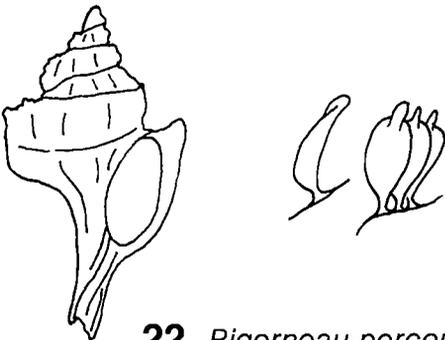
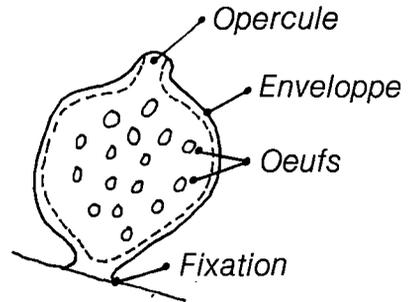
**20** Coquille d'huître dévorée par un crabe.



**21** Casier à crabe simple.



**23** Capsule d'oeufs du bigorneau (grossie).



**22** Bigorneau perceur et capsules d'oeufs.

## Étoiles de mer

L'étoile de mer est l'un des plus grands prédateurs d'huîtres dont elle écarte légèrement les valves avec ses bras et la digère après avoir introduit son estomac entre les coquilles. Elle est cependant facile à contrôler soit par une cueillette fréquente, ou soit en versant sur le corps de l'animal une petite cuillerée de chaux vive ou de carbure, dont l'action corrosive les désintègre sur le champ. Il est inutile de les laisser sur place après les avoir sectionnées étant donné leur grand pouvoir de régénération.

## Vers plats

Plusieurs vers plats, appelés aussi sangsues des huîtres, ont une forme ovale, ils sont minces et plats et ils peuvent perforer la valve d'une petite huître d'environ 1 cm et la tuer. Ils constituent donc un danger pour le naissain, mais il suffit de tremper le collecteur dans un bain d'eau douce pour les détruire.

## VULNÉRANTS

On regroupe sous ce titre les organismes qui, sans nécessairement tuer les huîtres, peuvent compromettre le succès de l'exploitation parce qu'ils constituent soit des concurrents alimentaires, soit une source d'ennui. On compte parmi les vulnérants, les éponges perforantes, les vers marins perforants, les mollusques perforants, les crépidulas, les crabes commensaux, les tuniciers, les balanes et autres parasites.

## Éponges perforantes

Ce sont des éponges qui creusent des galeries dans les coquilles d'huîtres, dans tous les sens et l'affaiblissent. Presque toujours jaune, elle est visible à la surface de la coquille percée de nombreux petits trous circulaires. Il arrive parfois que les galeries atteignent la surface intérieure et l'huître s'épuise à colmater ces orifices en sécrétant encore plus de nacre. En général, l'éponge perforante, le plus souvent du genre *Cliona*, se trouve chez les huîtres âgées. La solution évidente est de récolter les huîtres avant la propagation des éponges, autrement, il y a peu de chose à faire. Les huîtres parasitées par l'éponge perforante deviennent friables et partant, sont difficiles à ouvrir.

## Vers marins perforants

Ces parasites appartiennent généralement au genre *Polydora* et creusent une simple galerie en U sur le bord de la coquille. D'autres espèces font partie de la coquille lorsque la matière calcaire recouvre leurs tubes de boue. Ils ne causent pas de grands ravages dans les parcs lorsqu'ils sont en petit nombre, mais les huîtres dépensent de l'énergie à élaborer une matière calcaire et ils gâtent l'apparence de la coquille. On les rencontre surtout dans les élevages sur fond vaseux et rarement dans les cultures suspendues. On les détruit facilement en immergeant les huîtres dans de l'eau douce pendant 24 heures.

## Mollusques perforants

Les pholades sont des mollusques bivalves qui jouissent de la propriété de creuser des trous cylindriques dans les calcaires et les coquilles. Dans certaines régions tropicales, leurs effets sont les mêmes que ceux des éponges perforantes et là encore, il est difficile de protéger un élevage contre leurs attaques.

## Crabes commensaux

Ce sont de petits crabes, les pinnothères, qui pénètrent dans la cavité palléale des huîtres et d'autres mollusques à la faveur du courant inhalant où ils se développent; ils peuvent atteindre 2 cm. Presque transparents, leur coquille est molle et les mâles sont généralement plus petits que les femelles. On les dit commensaux parce qu'ils vivent en association qui profite aux deux, bien que dans ce cas-ci, le crabe puisse endommager les branchies de l'huître. Il n'existe aucune mesure de protection contre ces petits crabes, mais ils n'affectent en rien la comestibilité de l'huître car ils peuvent aussi être consommés.

## MALADIES

Diverses maladies ont déjà décimé des populations entières d'huîtres dans plusieurs régions du monde. Elles n'ont généralement pas d'effets permanents, mais il faut souvent plusieurs années pour la reconstitution d'une huître. Souvent dues à des microbes, des champignons ou des protozoaires, la plupart de ces maladies se manifestent par l'apparition de pustules jaunes à la surface du corps de l'huître et à l'intérieur de la coquille.

Les maladies des mollusques sont très difficiles à diagnostiquer, et certaines d'entre elles existent depuis longtemps sans pour cela avoir été identifiées avec certitude.

C'est un domaine réservé aux experts qu'il faut consulter sans retard. Cependant, l'ostréiculteur doit posséder certaines notions qui lui permettront d'appliquer les mesures nécessaires à protéger son parc et à limiter les dégâts. Parmi ces facteurs, il faut noter l'occurrence saisonnière, le niveau des marées, l'âge et la taille des huîtres malades, leur résistance à la température et à la salinité. Dans certains cas, le rétablissement d'un élevage n'a pu être effectué que grâce à l'introduction de variétés résistantes et dans d'autres cas, un simple traitement fongicide a suffi pour assurer un retour à la santé de la population ostréicole.

Les dinoflagellés, dont le pullulement donne lieu au phénomène d'"eaux rouges" peuvent provoquer une mortalité considérable chez les huîtres. Il est presque impossible de prévenir leur invasion, aussi plusieurs ostréiculteurs menacés ont-ils simplement déplacé leurs radeaux pour les installer dans des zones saines. Il est très important de noter l'apparition, même brève, des eaux rouges mais très souvent, le processus se déroule avec une telle rapidité qu'il ne peut être observé.

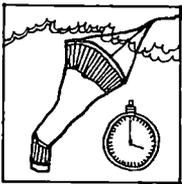
## PARASITES

Les vers plats et les cestodes sont des parasites des huîtres rencontrés dans toutes les parties du monde. Ils peuvent parfois entraîner la mort de leur hôte bien qu'ils n'en soient pas toujours la cause principale. Leur action est surtout incapacitante au niveau de la croissance et de la reproduction. Ce problème n'a encore pas de solution et il vaut mieux consulter un expert dans les cas extrêmes.

Le copépode *Mytilicola* (fig. 24) rougeâtre, de forme allongée, mesurant jusqu'à 4 ou 5 mm, est le principal parasite des crustacés. Il se loge dans le petit intestin de certains mollusques bivalves où on peut aisément l'observer. Il n'en faut pas plus de cinq pour affaiblir l'huître et même la faire mourir. Les risques d'infestation sont élevés dans les exploitations sur parc mais réduits dans les élevages suspendus.



**24** *Mytilicola*, copépode parasite (*grossi*).



## prévision de la période de fixation du naissain

La pose des collecteurs ne doit pas être faite trop tôt car ils risquent de s'ensaler ou de se couvrir de salissures. Cette opération est particulièrement importante pour réussir la fixation dans les eaux tempérées où la saison de reproduction est courte. La période d'immersion des collecteurs constitue un facteur critique alors qu'elle a moins d'importance sous les tropiques, où la saison de la fraie est généralement de longue durée. Il suffit alors de connaître approximativement le temps de la ou des périodes de pointe. Cependant, parce que le problème de l'ensalage ou des salissures se pose aussi dans ces régions, il est avantageux de pouvoir prévoir la période de fixation du naissain. La reproduction des huîtres coïncide généralement avec les variations de la température (dans les eaux tempérées) ou avec la saison des pluies (sous les tropiques), phénomènes qui dépendent eux-mêmes des conditions atmosphériques dont les prévisions à long terme sont trop imprécises pour être d'une utilité quelconque.

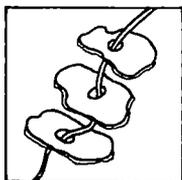
Pour prévoir cette période, il faut donc étudier le développement des larves contenues dans un échantillon de plancton. La présence de larves du premier stade indique qu'une ponte a eu lieu récemment et leur nombre en révèle l'importance. Il faut déjà une certaine expérience pour utiliser cette méthode. La connaissance du rythme de croissance des larves et de la période larvaire au moment où la température est favorable permet de prévoir la période approximative de fixation du naissain à un jour près. Certains signaux peuvent cependant éclairer l'ostréiculteur. Lorsque la courbe représentant le nombre de larves écloses commence à descendre et que les conditions météorologiques sont favorables, il est possible de prévoir le temps approximatif de la fixation du naissain, de même que sa densité, assez tôt pour permettre aux éleveurs d'installer leurs collecteurs. Dans les eaux tempérées, la période larvaire de *Crassostrea* dure environ de 18 à 21 jours, et les dernières prévisions sont données environ 1 semaine avant la fixation du naissain. Il en est peut-être autrement sous les tropiques, où la période larvaire est de plus courte durée.

Le choix de l'endroit où on doit prélever les échantillons est déterminé par la topographie locale, la configuration du courant et si possible, la distribution du gisement naturel d'huîtres adultes. Par exemple, pour une baie de 5 milles de long et de 1/2 à 3/4 de mille de large, 10 stations d'échantillonnage suffisent à fournir des données assez précises. Il est évident que des prélèvements quotidiens permettent d'établir des prévisions sûres, mais comme ce n'est pas toujours possible de le faire, on détermine l'intervalle tous les 2 ou 3 jours selon la durée de la vie larvaire dans la

région et selon l'expérience personnelle. La méthode de prélèvement de l'échantillon dépend de l'équipement dont on dispose et ce sujet sera traité plus loin. De même, on choisit le moment des prélèvements en fonction de l'activité diurne des larves et de la marée. Dans le cas de marées de forte amplitude, on doit attendre l'étale pour effectuer ce travail, mais lorsque l'amplitude est réduite, les échantillons seront prélevés à la même heure au jour déterminé. Avec une certaine expérience, il est aisé de choisir le moment idéal. En général, un trait vertical donne de bons résultats lorsqu'on ne possède pas d'appareils sophistiqués. La meilleure méthode consisterait à effectuer ces prélèvements simultanément mais comme cette opération est rarement possible à réaliser, les récoltes successives doivent être effectuées le plus rapidement possible.

A titre d'exemple, le 15 juillet, on a trouvé dans des échantillons de plancton prélevés en surface en moins de 5 minutes, des larves d'huîtres en forme de D; on a donc déduit qu'une fraie mineure avait eu lieu récemment et que de nouvelles pontes se reproduiraient bientôt; or le 16 juillet, les échantillons quantitatifs recueillis aux 10 points pendant 2 heures de basses mers contenaient une moyenne de 125 trochosphores et larves en forme de D par litre. D'autres échantillons de 100 litres chacun avaient été récoltés à un mètre de profondeur à l'aide d'une pompe à plancton. Le 19 juillet, l'analyse d'une même série d'échantillons indiquait une moyenne de trochosphores de 87 par litre. D'autres prélèvements effectués les 21, 24 et 27 juillet donnaient des moyennes respectives de 63, 58 et 35. La température de l'eau était d'environ 21 °C, le temps était stable et fixe. Et les graphiques montrant le rapport entre la température et la durée de la période larvaire indiquaient qu'à 21 °C, la vie larvaire était d'environ 23 jours; ainsi, on a pu prévenir les ostréiculteurs que la fixation du naissain aurait lieu le ou vers le 8 août. Même si les larves étaient encore assez nombreuses, on pouvait interpréter le décroissement régulier et progressif comme l'indice d'une situation favorable au développement larvaire. Parce qu'il restait 10 jours pour la fixation et qu'on avait pris en compte le rythme de diminution du nombre de larves, il était normal de suggérer que la production de naissain atteindrait une quantité industrielle (une larve par 4 cm<sup>2</sup>), les expériences réalisées dans la région au cours des années précédentes ayant permis d'établir que la présence d'une larve âgée (larve oculée) donnerait une fixation de une larve par 20 cm<sup>2</sup>.

Au 1er août, le nombre de larves dont la longueur moyenne s'élevait à 225 mm n'était plus que de 20 par litre et 5 jours plus tard, de 10 par litre. Sur les collecteurs posés le 1er août et retirés le 5 pour examen, quelques larves s'étaient déjà fixées et les relevés effectués chaque jour suivant indiquaient que la pointe de fixation se situait entre le 9 et le 10 août, et que la moyenne de fixation était de 2 larves par cm<sup>2</sup>. Le 6 août, la moyenne de larves oculées était de 9 par litre. Et parmi les collecteurs installés aux 10 sites expérimentaux ou à proximité, la récolte variait entre une larve par 15 cm<sup>2</sup> jusqu'à 3 larves par centimètre carré. Les prédictions avaient donc été exactes; cependant l'expérience avait été facile à réaliser, la température étant excellente et stable, la fraie relativement abondante et une seule portée de larves.

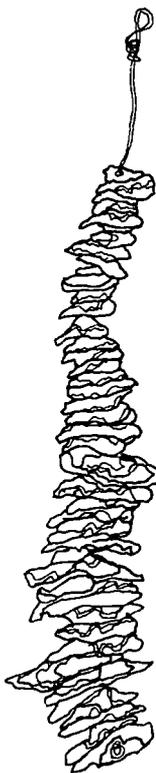


## collecteurs de naissain-captage

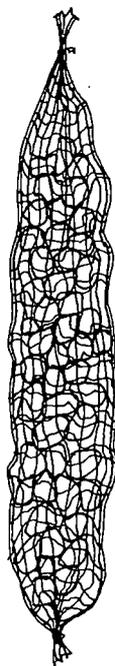
On appelle collecteur tout substrat offert aux larves d'huîtres au moment où elles cherchent à se fixer. Pour capter le naissain, on immerge des collecteurs à un endroit propice et à un moment approprié. On accorde un certain temps aux larves pour amorcer leur développement avant de les repêcher dans une zone d'élevage. Les huîtres peuvent s'implanter sur divers supports mais ils ne sont pas tous pratiques et économiques. Le collecteur doit satisfaire deux exigences : surface dure et propreté. Dans un gisement naturel, on trouve le plus souvent des larves fixées sur des pierres, des huîtres vivantes, des coquilles de mollusques morts, des balanes, des broussailles et des racines de mangroves. Il arrive même qu'elles s'implantent sur les coques de navires, les murs d'un quai ou toute autre surface submergée dure et propre.

Mais pour une industrie huître, il faut préparer de nombreux collecteurs, peu coûteux, plutôt légers, faciles à emballer et à transporter. Le conditionnement de chaque collecteur doit être choisi en fonction de la circulation de l'eau pour assurer la survie des larves. Dans les grandes exploitations ostréicoles de l'Amérique du Nord, du Japon et d'ailleurs, on préfère la coquille vide de mollusques, huîtres ou pétoncles. Après avoir percé une des valves, on les enfle en chapelet au moyen d'un câble ou d'un fil de 1 à 2 mètres de longueur (fig. 25). Il existe d'ailleurs des machines semi-automatiques pour le perçage et l'enfilage. On peut également mettre les coquilles en vrac dans un sac de grillage à poules ou de vieux filets de pêche. Mais il vient de sortir sur le marché un sac de plastique tubulaire (de marque de commerce "Vexar" ou "Netlon") qui a tout de suite été adopté par les ostréiculteurs (fig. 26). Il est très important de noter, dans le cas des sacs, qu'ils doivent être assez étroits pour permettre une bonne circulation de l'eau jusqu'au centre du collecteur, le diamètre étant calculé en fonction de la taille et de la forme des coquilles employées. Les petites coquilles plates ayant tendance à s'entasser, le diamètre du sac doit donc être plus petit.

**25** Types de collecteurs de naissain: chapelet de coquilles vides.

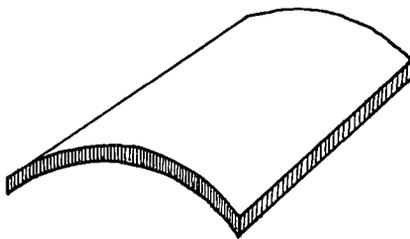


**26** Sac de filet rempli de coquilles vides.



Les Européens utilisent des tuiles qu'ils chaudent afin de faciliter le détachement (fig. 27). En Australie, on se sert surtout de collecteurs de bois, de formes variées, souvent de simples pieux trempés dans un mélange de goudron afin de rendre la surface rugueuse. Au Canada, on fabrique des cylindres de contre-plaqué (fig. 27) ainsi que des cartonages de caisses d'oeufs également enduits de ciment. On utilise aussi beaucoup le fibrociment (amiante et ciment) en plaques ou en longues bandes. On commence maintenant à employer des collecteurs de plastique souple parfois trempés dans du ciment, mais on étudie actuellement un nouveau matériau qui se désintégrerait dans l'eau au bout d'un an (fig. 29). Le bambou, s'il est bien séché, donne un excellent service, tout comme les noix de coco surtout lorsqu'elles ont été trempées dans un mélange de goudron ou de ciment. Le choix le plus rationnel est encore le matériau local le moins coûteux possible bien adapté à cette tâche.

## 27 Tuile de terre cuite.



### TECHNIQUES D'IMMERSION DE COLLECTEURS

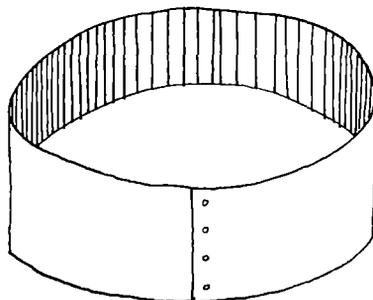
Pour capter le naissain, on immerge les collecteurs selon l'un des trois principaux procédés suivants :

1. Semés sur le fond d'un parc, dispersés ou en groupes.
2. Fixés à des bâtis installés dans une zone intertidale.
3. Suspendus à des radeaux.

#### 1. Collecteurs libres.

Les collecteurs peuvent être semés ou déposés à proximité ou dans une zone intertidale reconnue pour l'abondance du naissain. Le fond doit être ferme et relativement libre de vase, sans quoi les collecteurs s'enliseront et n'offriront plus qu'une surface réduite. Cette méthode est moins efficace que les deux autres mais elle est aussi moins coûteuse. Seuls l'expérience et les essais peuvent déterminer le choix d'un procédé. Lorsqu'il y a risque d'envasement, l'immersion doit être exécutée peu de temps ou pendant la période de pointe de fixation des larves ce qui suppose une connaissance parfaite de la saison de reproduction et la capacité de prévoir la période de fixation. Le grand inconvénient de l'élevage sur parc est la difficulté de récupérer le naissain qui ne s'est pas fixé sur les collecteurs, surtout lorsqu'ils sont libres. De plus, ce genre de culture est plus menacé par les bigorneaux perceurs et les astéries.

## 28 Cercle de bois de placage enduit de béton.



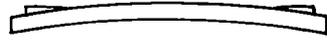
## 2. Bâtis dans la zone intertidale.

Les bâtis installés dans les zones intertidales sont des installations construites de façon à pouvoir attacher des collecteurs ensachés, ce qui implique la connaissance du mode de fixation à la verticale. Ce procédé de captage est supérieur au précédent, mais il n'est pas aussi performant que le captage au moyen de radeaux. En cas d'échec, on peut récupérer facilement les collecteurs qui peuvent même rester en place jusqu'à la période suivante de fixation s'ils sont suffisamment protégés de l'action des marées.

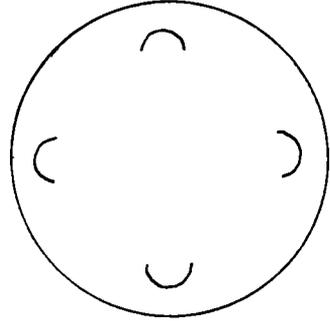
## 3. L'élevage suspendu.

Les élevages suspendus sont les plus efficaces sur le plan densité de la population, taux de croissance, de survie et protection contre les prédateurs mais cette méthode est la plus coûteuse. Cependant, ces élevages ne sont pas éprouvés par les problèmes de marée.

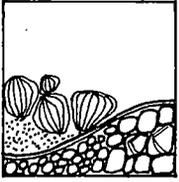
## 29 Collecteur artificiel.



*Vue de côté*



*Vue de haut*



# choix du site de l'élevage

La plupart des ostréiculteurs confirmés peuvent être consultés au sujet du choix d'un site pour une région donnée. Plusieurs critères doivent être pris en compte, (tableau 3) en fonction des divers systèmes d'élevage classiques. Il s'agit d'encadrer les données qui se rapportent au cas de l'intéressé ou même de remplacer chaque facteur par une évaluation quantitative, par exemple de 0 à 5, notée dans la colonne de gauche. La ligne se rapportant aux salissures pourrait donc se lire comme suit:

Parc		Bâtis			Radeau		Pieux
Intertidale	Zone immergée	Plateau	Corde	Perche	Plateau	Corde	
5	1	4	4	4	1	1	4

Les salissures étant toujours plus nombreuses sur les collecteurs fixés à des radeaux, on lui donnera la note la plus basse tout comme pour l'élevage sur parc, également éprouvé par les salissures. L'élevage sur le fond en zone intertidale recueille une note élevée parce qu'il est moins menacé par les salissures et on donnera un 3 ou un 4 aux élevages effectués à l'aide de bâtis selon l'expérience de la région. On procède donc ainsi pour chaque facteur énuméré au tableau 3, et la somme de l'évaluation numérique donne une comparaison quantitative des différents types d'élevage qui peut aider l'ostréiculteur à prendre une décision appuyée sur des considérations autres que l'économique ou la disponibilité de matériaux.

## ÉCONOMIQUE

En ostréiculture, l'économique dépend principalement du coût de l'équipement, du nombre d'employés et de la taille de l'exploitation.

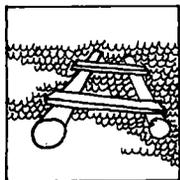
**tableau 2** Équipement requis pour différents types d'élevage

	Parc		Bâtis			Radeau		Pieux
	Intertidale	Zone immergée	Plateau	Corde	Perche	Plateau	Corde	
Minimal		râteaux ou dragues	plateaux bois pour bâtis	fil de fer bois pour bâtis	bois bois pour bâtis enduit	radeau ancrés câbles plateaux bateau	radeau ancre câble fil de fer bateau	bois pour pieux - clous

Cette liste indique que l'élevage suspendu à un radeau requiert le plus d'équipement. Le moins coûteux est la culture sur parc en zone intertidale, suivi de l'élevage sur pieux. La culture à l'aide de bâtis et de montants vient ensuite parce qu'elle utilise principalement le bois, généralement le palétuvier ou le bambou.

**tableau 3** Facteurs touchant divers types de culture

	PARC		BÂTIS			RADEAU		PIEUX
	Intertidale	Zone immergée	Plateau	Corde	Perche	Plateau	Corde	
Température	x	x	x	x	x	x	x	x
Salinité	x	x	x	x	x	x	x	x
Profondeur		x				x	x	
Substrat	x	x						
Niveau de marée	x		x	x	x			x
Marnage	x		x	x	x			x
Action des vagues	x		x	x	x	x	x	x
Écoulement de marées	x	x	x	x	x	x	x	x
Turbidité	x	x	x	x	x	x	x	x
Eaux navigables	x		x	x	x	x	x	x
Salissures	x	x	x	x	x	x	x	x
Prédation	x	x	x	x	x	x	x	x
Pollution	x	x	x	x	x	x	x	x
Taux de croissance	x	x	x	x	x	x	x	x
Accès	x		x	x	x			x

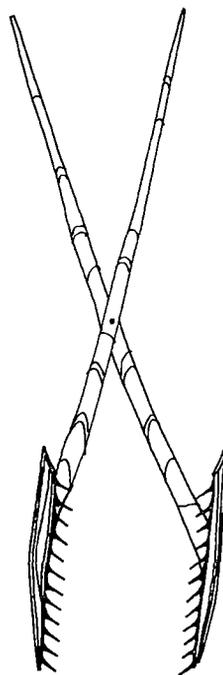


## culture

On trouve des bancs huîtres dans toutes les parties du monde où on les récolte ou plus précisément, où on les pêche. Mais lorsqu'un pêcheur commence à trier les huîtres et rejette à la mer celles qui n'ont pas encore atteint la taille marchande, il effectue une intervention du domaine de l'ostréculture qui en constitue le premier pas. La phase suivante consisterait à capter les jeunes huîtres (le naissain) et à les conduire à maturité en suivant une combinaison d'opérations d'élevage soigneusement contrôlées.

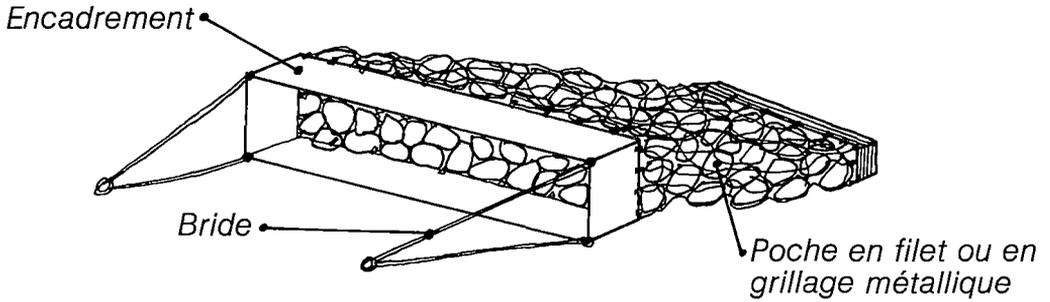
### ÉLEVAGE SUR PARC

Dans les élevages sur parc, les huîtres sont semées sur le sol d'une zone intertidale ou continuellement immergée. Le sol est évidemment relativement ferme afin que les huîtres ne s'enfoncent pas trop profondément. L'autre condition majeure se rapporte au niveau des marées et le meilleur site se situe par conséquent dans les deux tiers inférieurs de la zone de marnage. Il faut également protéger les huîtres du déferlement des vagues afin qu'elles ne soient pas entraînées dans les andains ou même hors du gisement. Cette méthode d'élevage n'est pas généralement appropriée aux tropiques où l'ostréculture est surtout pratiquée dans les estuaires dont les sols sont vaseux et aussi parce que les prédateurs sont plus nombreux sur les fonds. Les parcs continuellement submergés n'ont pas les problèmes de niveaux de marée et d'action des vagues mais il reste celui de la prédation et de la fermeté du sol. Mais par contre la récolte est plus difficile et nécessite l'emploi de râteaux à mâchoires ou de dragues (fig. 30 et 31). Sauf pour de rares exceptions, l'élevage sur parc est moins indiqué pour les eaux tropicales et particulièrement celles des estuaires.



**30** Râteau à mâchoires.

La première opération d'un élevage sur parc consiste à étaler les huîtres fixées sur des collecteurs choisis en fonction de la nature du sol. S'il s'agit de lourdes coquilles d'huîtres sur un sol plutôt mou, elles s'ensavent facilement et le taux de mortalité du naissain est élevé. Les parcs sont généralement des zones soigneusement contrôlées réservées à cet effet. Mais lorsque l'huître est assez développée pour échapper à l'ensablement, elle peut être réparquée sur des fonds moins fermes. Dans les eaux tempérées, la récolte des *Crassostrea* peut être effectuée lorsqu'elles ont de 3 à 5 ans. Sous les tropiques, elles atteignent une taille marchande après 6 à 12 mois seulement. De nombreux ou-



### 31 Drague à huîtres.

vrages ont été publiés sur l'élevage sur parc, notamment ceux de Cahn (1950), Loosanoff (1965), Quayle (1969) et bien d'autres.

#### ÉLEVAGES SUSPENDUS

On entend par élevages suspendus tous les procédés de culture par lesquels les huîtres ne touchent pas le sol d'un parc. On les emploie de préférence lorsque les sols sont trop mous ou trop vaseux, lorsque l'action des vagues est trop forte, l'amplitude de marée non appropriée et pour d'autres considérations. La croissance des huîtres est généralement plus rapide dans les élevages suspendus et elles sont en meilleure condition. Mais parce que l'huître ou le naissain doit être conditionné d'une manière ou d'une autre pour le suspendre, ce procédé est généralement plus coûteux que l'élevage sur parc. Cependant les avantages d'une croissance rapide et d'une meilleure condition de l'huître peuvent compenser aisément la différence dans les coûts de production.

L'élevage suspendu est pratiqué de différentes manières. Les huîtres sont fixées :

1. à des radeaux flottants
  - (a) sur des plateaux
  - (b) sur des cordes
2. à des bâtis
  - (a) sur des plateaux
  - (b) sur des perches
  - (c) sur des cordes
3. sur pieux

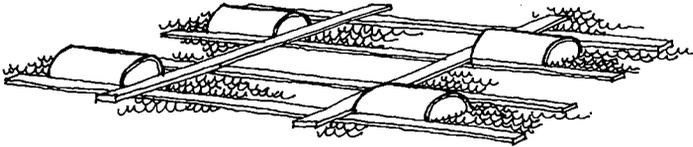
Chacun des procédés fait l'objet d'adaptations extrêmement variées.

#### 1. Radeaux flottants

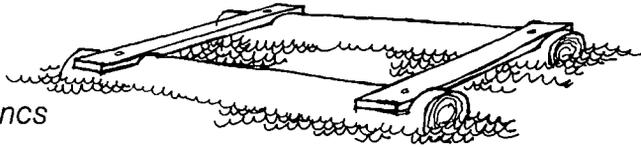
Dans ce système, les huîtres sont suspendues à des plates-formes flottantes telles que des radeaux (fig. 32 et 33). Elles sont soit étalées sur des plateaux, soit enfilées en chapelet sur des cordes verticales. Le radeau est de forme variée et peut être assemblé avec divers matériaux, pièces de bois, balsa, bambou, cèdre ou autres. C'est aussi une plate-forme flottant grâce à des barils d'huile enduits de goudron ou de ciment, de la mousse de polystyrène telle quelle ou recouverte de ferro-ciment ou de

bois, des pontons de contre-plaqué couverts de fibre de verre ou des plates-formes de polyéthylène. Sous les tropiques, le bambou est particulièrement recommandé tant pour la fabrication des bâtis que des montants.

### 32 Radeau flottant à l'aide de barils d'huile.

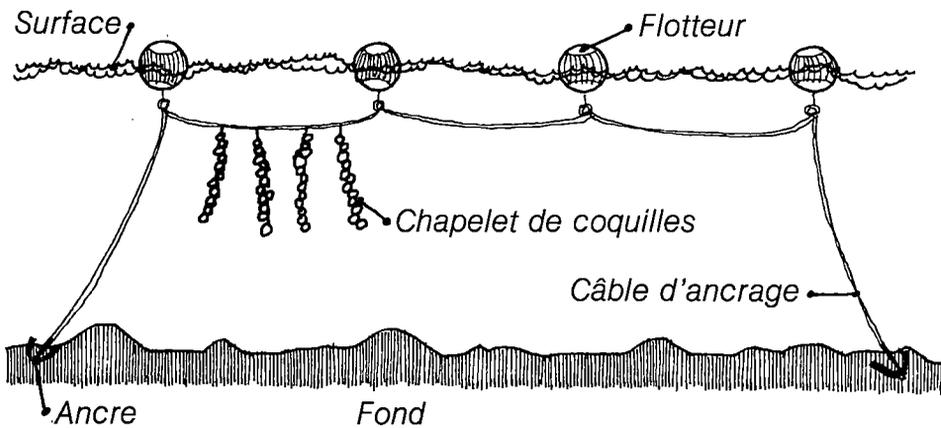


### 33 Radeau fait de troncs d'arbres.



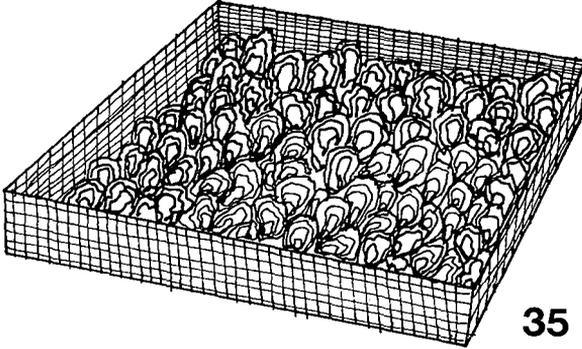
À défaut de radeaux, on peut installer des lignes flottantes (fig. 34) qui consistent en un câble flottant grâce à des bouées et ancré aux deux extrémités. On y suspend des plateaux ou des chapelets de coquilles. Ce procédé constitue une formule très souple, supérieure au radeau dans les zones soumises à l'action des vagues. On peut utiliser de petits flotteurs en bois, en bambou, des barils d'huile, des boules de verre ou flotteurs en plastique trouvés dans le commerce. On peut même se servir de vieux pneus de voiture remplis de mousse de polystyrène.

### 34 Système à palangre.

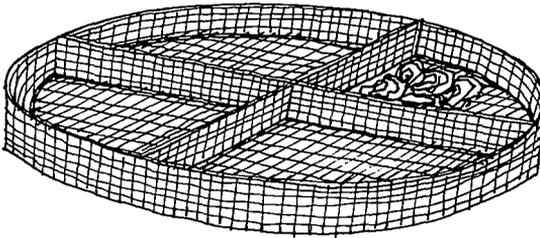


(a) Plateaux

Les plateaux (fig. 35) sont surtout employés dans les commerces où la forme de l'huître doit être parfaite. Il s'agit d'une méthode coûteuse d'une part, parce que leur fabrication coûte cher et d'autre part parce qu'on doit constamment les débarrasser des salissures afin d'accélérer la croissance des huîtres. On peut acheter des plateaux de polyéthylène, mais on peut également en fabriquer avec du fil de fer ou des filets de plastique sur un cadre de bois. Ce procédé trouve peu d'applications surtout sous les tropiques où les salissures se trouvent en grand nombre. Les plateaux peuvent être empilés mais aussi placés les uns à côté des autres pour assurer une meilleure circulation de l'eau.



**35** *Plateaux d'élevage des huîtres.*



(b) Cordes

Ce système, très populaire au Japon et en Corée, consiste à confectionner des chapelets de collecteurs déjà couverts de naissain sur un fil de fer galvanisé. Des cordes de toute origine, tressées sur place, cordes synthétiques, monofilament de nylon, donnent le même service. Pour séparer les éléments, on enfle des morceaux de bambou ou de tuyau de plastique de 8 à 12 pouces tout le long du collecteur. (fig. 36) Pour le fil de fer, il suffit de le tordre aux mêmes intervalles que précédemment (fig. 37 et 38). La longueur des cordes dépend évidemment de la profondeur de l'eau, des conditions hydrographiques et de la puissance de l'appareil de relevage. Un chapelet de dix collecteurs est déjà difficile à retirer à la main. Ces collecteurs sont suspendus à des installations flottantes, radeaux ou lignes, jusqu'à ce que les huîtres atteignent une taille marchande.

2. Bâtis

Il s'agit d'installations fixes auxquelles sont suspendues les huîtres placées sur des plateaux, enfilées en chapelets ou autres, qui ont été construites soit dans la zone intertidale soit dans la zone continuellement immergée. Ces constructions sont très variées et les figures 39a, b et c en donnent quelques exemples. Le bois est le matériau le plus utilisé dans la fabrication, à cause de son approvisionnement sûr et de son prix peu élevé. Ils peuvent bien sûr être faits de métal. Les huîtres fixées à leur support peuvent être placées à l'horizontale ou à la verticale. L'emploi des bâtis n'est limité que par la profondeur de l'eau, le maximum recommandé étant de 2 à 3 mètres, une plus grande profondeur exigeant un investissement plus élevé.

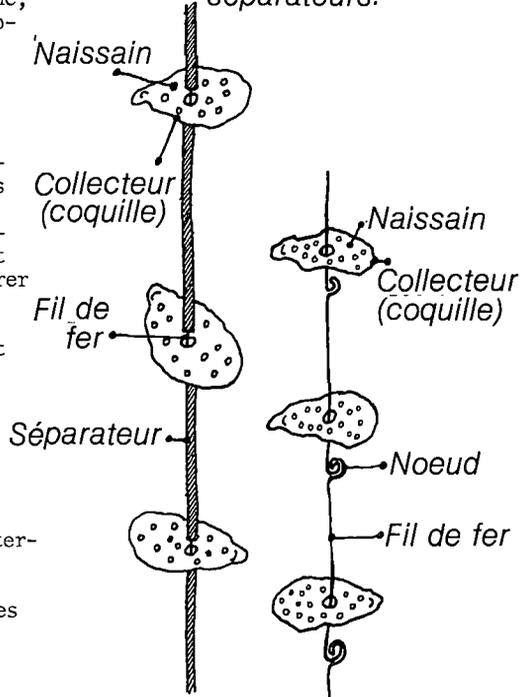
Mis à part leur coût peu élevé, les bâtis permettent de lutter efficacement contre les salissures, lorsqu'ils sont installés dans des zones où le cycle des marées permet l'exposition à l'air des huîtres pendant de courtes périodes.

Les Japonais utilisent les bâtis pour le captage du naissain et son hibernation. Ce sont également les installations les plus populaires en Australie, tant pour le captage du naissain que pour l'élevage. Et à Cuba, c'est le seul système employé en ostréiculture.

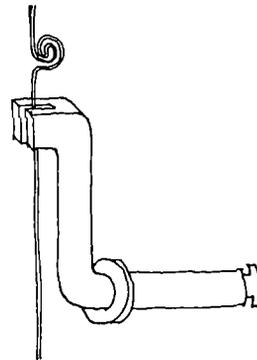
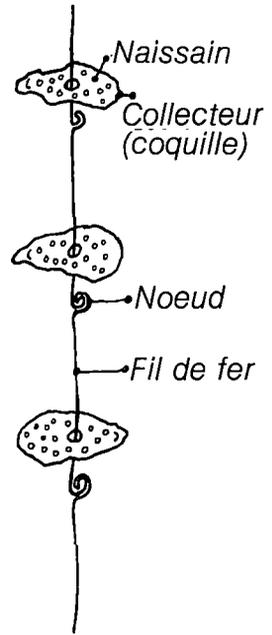
La suspension des divers substrats offerts aux larves tels les cordes et plateaux a été mentionnée plus haut.

Les Australiens construisent des bâtis en utilisant des lattes et des casiers. Ces lattes

**36** *Coquilles enfilées sur fil de fer espacées par des séparateurs.*

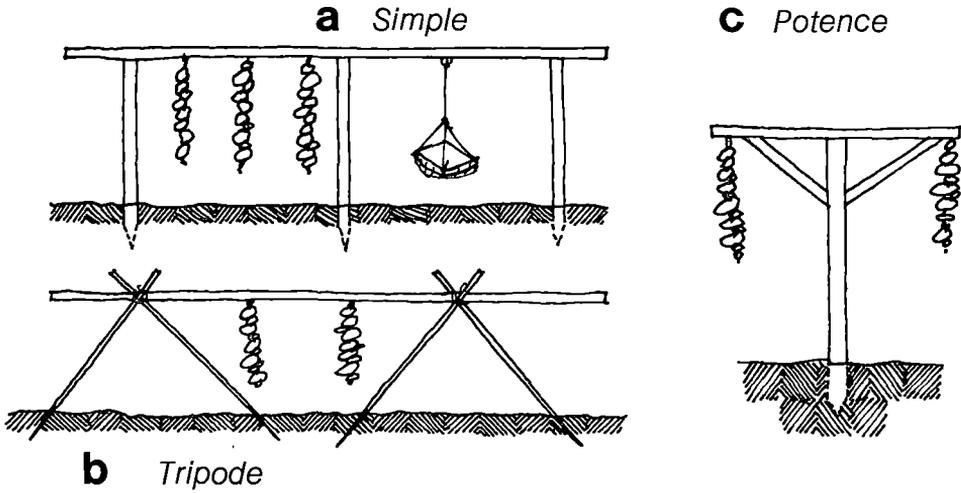


**37** *Coquilles espacées par des noeuds.*



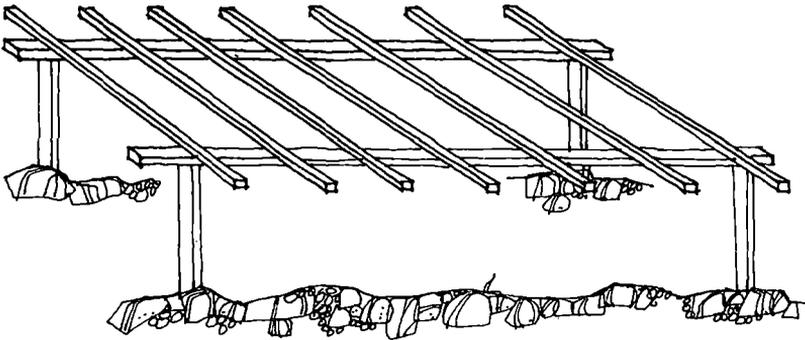
**38** *Appareil pour tordre le fil de fer.*

### 39 Bâtis.



d'environ 2 pouces de largeur et de 4 pieds de longueur (en bois, en ciment ou ciment enduit d'amiante) sont d'abord réunies pour capter le naissain et ensuite placées sur des montants dans les parcs naturels. Elles pourraient évidemment être faites de bambou ou de palétuvier. Une fois le captage terminé et le développement des larves bien amorcé, chaque latte est séparée et fixée horizontalement sur des montants doubles (fig. 40).

### 40 Bâti australien



Les huîtres croissent ainsi jusqu'à ce qu'elles atteignent une taille marchande et les plus petites sont placées sur des plateaux pour poursuivre leur croissance. L'avantage de ce système réside dans le fait que l'élevage des huîtres peut être effectué à un niveau de marée choisi. De plus, les huîtres sont éloignées du fond, c'est-à-dire de la vase et

des salissures, de sorte que le taux de mortalité est plus bas et la croissance plus rapide.

Ce système présente un inconvénient majeur en ce qu'il favorise l'agglutination des larves, ce qui en limite la croissance et déforme les coquilles.

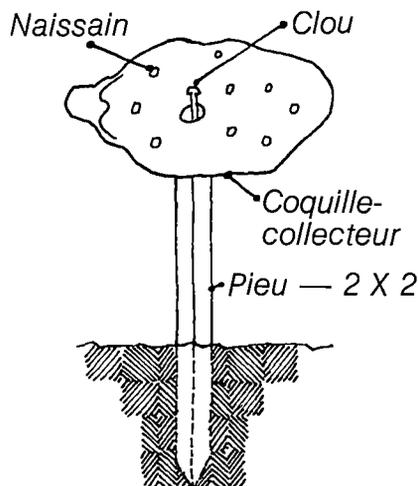
La perfection de la coquille est évidemment secondaire, mais le volume et la qualité de l'huître même sont un élément à prendre en considération. Ce procédé n'est pas coûteux, son opération est simple et on trouve presque toujours sur place les matériaux nécessaires. On le recommande aux débutants vivant dans des régions où l'élevage sur parc est impossible et la quantité de salissures considérable. Une certaine amplitude de marée constitue un avantage.

### 3. Élevage sur pieux

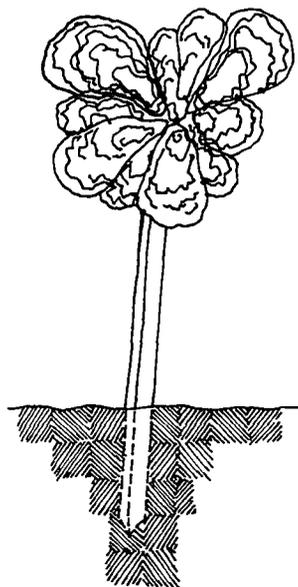
Il ne faut pas confondre élevage sur pieux et élevage sur perches. Dans l'élevage sur perche, la perche a une fonction de collecteur alors que dans l'élevage sur pieux, le pieu supporte des collecteurs. On voit dans les figures 41 et 42, un petit pieu enfoncé dans le sol sur lequel on a planté un clou destiné à recevoir un collecteur chargé de naissain. Il s'agit le plus souvent de coquilles vides sur lesquelles les larves se développent comme dans un élevage.

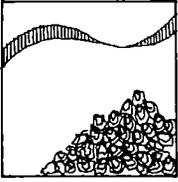
Ce système convient particulièrement aux lagons peu profonds où il est impossible de pratiquer les élevages suspendus à des radeaux ou l'élevage sur parc à cause de sols trop mous. Ils sont peu coûteux et ils permettent de choisir le niveau de marée propice à la croissance des huîtres et hors d'atteinte des salissures.

## 41 *Élevage sur pieux — captage du naissain.*



## 42 *Grappe d'huîtres.*

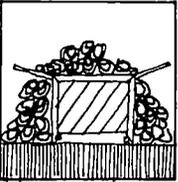




## récolte

Dans les eaux tempérées, la récolte a généralement lieu au cours de l'hiver au moment où l'huître est dans une condition parfaite pour la consommation, alors que sa saveur est moins appréciée pendant les étés de courte durée qui coïncident avec la saison de reproduction. Les tropiques font exception à cette règle, la période de fraie étant relativement longue. L'établissement de la condition des huîtres selon les saisons est d'ailleurs l'une des premières données à recueillir au début de toute exploitation ostréicole. On peut commencer l'étude dans les parcs naturels des mangroves qui détermineront la période de l'année où la condition est mauvaise et partant, la productivité faible. Il est facile ensuite de déterminer le cycle de condition des huîtres d'élevage. On sait déjà que leur condition est la plus mauvaise à la fin de la période de fraie. Mais dans les régions où la saison de reproduction est longue, il est possible que la ponte ait lieu par petites quantités pendant un temps assez long.

La récolte peut se faire partiellement à l'aide de machines dans les élevages sur parc seulement, encore faut-il que le gisement soit assez important pour justifier l'achat de l'équipement. Ce sont en général des dragues hydrauliques ou des herses. Cependant, une grande partie du ramassage se fait à la main dans les élevages en zone intertidale, alors qu'on peut utiliser des pinces manuelles dans les zones continuellement submergées. Dans les élevages suspendus, la récolte à la main est la plus économique à moins que les cordes ou les casiers soient trop longs ou trop lourds. Pour ces collecteurs pesant quelques centaines de kilogrammes, on se sert de treuils installés dans une embarcation.



## entreposage

Les deux points délicats de l'entreposage des huîtres concernent la conservation des huîtres entières et celle des huîtres écaillées. La seule solution pour ces dernières est évidemment la réfrigération. Dans le cas des huîtres, une bonne réfrigération signifie le refroidissement rapide et une température d'entreposage sûre. Même si les huîtres ont été élevées dans des eaux non polluées, elles n'en contiennent pas moins un nombre important de bactéries qui ne sont pas nuisibles en faible quantité, mais qui peuvent se multiplier rapidement si la température est trop élevée et gâter le produit. Quant aux huîtres écaillées, il faut de 4 à 5 heures pour refroidir dans de la glace concassée à 5 degrés Celsius (42 °F) un gallon (4 litres) de 20 cm de diamètre, la température initiale des huîtres étant de 17 °C (63 °F). Mais si on entrepose cette quantité dans un réfrigérateur, soit à 0 °C (32 °F), les huîtres prendront de 6 à 7 heures pour atteindre 5 °C (42 °F). Plus on retarde l'entreposage après l'écaillage, le nettoyage et l'emballage, plus on augmente les risques de détérioration et plus on diminue la durée de la conservation. Entreposées à 12 °C (53 °F) les huîtres restent bonnes pendant 7 ou 8 jours et celles gardées sur glace à 1 °C (35 °F) sont encore fraîches après 16 jours

d'entreposage.

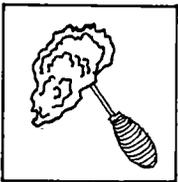
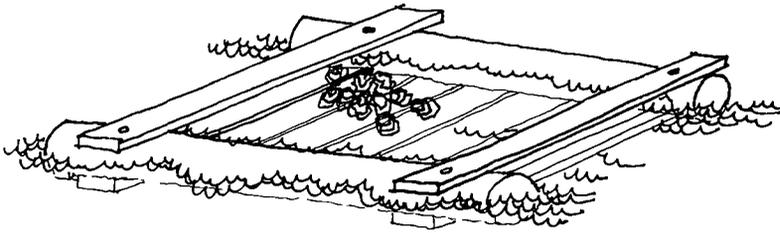
Les huîtres peuvent être entreposées selon deux procédés : à sec ou dans l'eau.

Les huîtres élevées sur un parc continuellement submergé doivent faire l'objet de soins particuliers, une exposition soudaine à l'air et à la chaleur les faisant s'entrouvrir, d'où perte d'eau entraînant détérioration et mortalité.

L'entreposage à sec est nécessaire lorsqu'on ne dispose pas d'installations pour l'entreposage dans l'eau, soit à cause de la distance, soit parce que les sites du voisinage sont pollués. L'inconvénient majeur de l'entreposage à sec est que la survie des huîtres hors de leur élément naturel dépend de l'humidité et de la température de l'air. Une glacière ou une chambre froide à une température juste au-dessus du point de congélation ou un endroit couvert rempli de glace peut prolonger la durée de l'entreposage de plusieurs jours et même plusieurs semaines.

L'entreposage dans l'eau consiste à semer les huîtres sur le fond d'un bassin naturel, dans la zone intertidale ou plus bas, si les sols conviennent, sinon on peut les déposer sur une sorte de plateau ou sur une plate-forme submergée (fig. 43). Cet ouvrage est construit de façon à ce que la plate-forme soit environ à un demi-mètre au-dessous du niveau de l'eau, de sorte que les huîtres sont entreposées à une profondeur de 30 à 40 cm. Il va sans dire que ce type de plate-forme ne doit être installé que dans des eaux non polluées. Cette formule permet de conserver les huîtres pendant un temps considérable et assure un approvisionnement constant.

### 43 Plate-forme submergée.

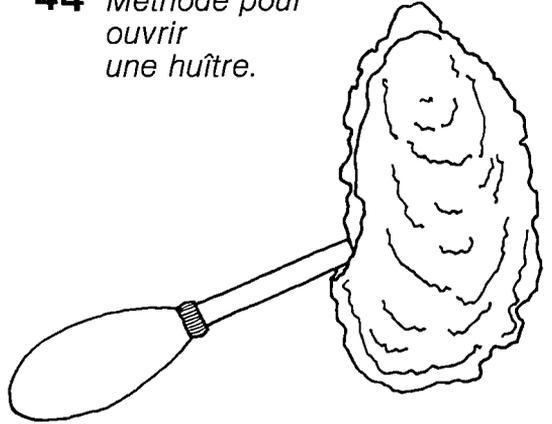


## écaillage

On appelle écaillage, l'action d'ouvrir les huîtres et d'en retirer la chair. Il s'agit encore aujourd'hui d'un travail manuel malgré les nombreux efforts infructueux pour mécaniser cette opération. On ouvre généralement les huîtres à l'aide d'un couteau spécial adapté à la forme de la coquille. La virtuosité s'acquiert avec l'expérience et les techniques diffèrent d'un écailler à l'autre bien que certains principes fondamentaux soient communs à tous les droitiers.

Pour ouvrir une huître, et ceci est valable pour presque toutes les *Crassostrea*, on la place sur une table solide, la valve bombée ou gauche en dessous, le bout allongé dirigé vers le côté gauche de l'écailler. De cette façon, le muscle adducteur qui doit être coupé pour ouvrir la coquille se trouve à peu près aux deux tiers de la distance entre la charnière et le bord du ventre. On introduit la pointe du couteau (fig. 44) à ce point précis en tournant légèrement la lame. Le couteau doit être placé à un angle qui permet de dégager la valve supérieure généralement en retrait de la coquille inférieure. Une fois la lame introduite entre les valves, on coupe le muscle adducteur en effectuant des mouvements latéraux. On tourne ensuite la lame à la verticale pour forcer la charnière, ouvrir les valves et on retire la chair.

#### 44 *Méthode pour ouvrir une huître.*

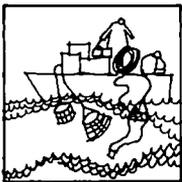


Lorsque les coquilles sont minces et friables, on utilise un ouvre-huîtres plus étroit et plus pointu qu'on introduit entre les valves près du muscle adducteur du côté du ventre.

Quant aux petites huîtres à coquilles dures, il est plus facile de les ouvrir en insérant un couteau généralement petit entre les valves du côté de la charnière et toujours par un mouvement de levier, on sépare les coquilles pour atteindre le muscle adducteur.

On peut également ouvrir les huîtres en se servant de la chaleur mais cette opération ne peut convenir qu'à un commerce d'huîtres cuites.

Cependant, il existe une méthode pour faire ouvrir les huîtres naturellement sans les cuire. Cette méthode, appelée "choc thermique" pratique pour les grappes d'huîtres, consiste à les plonger pendant 2 à 3 minutes dans une eau de 63 °C (145° F) à 76 °C (150 °F) et à les refroidir aussitôt. Mais ce procédé ne peut être appliqué que dans un milieu sanitaire soigneusement contrôlé.



## équipement

### 1. Bateaux

Les embarcations nécessaires à l'étude de la biologie de l'huître et aux différentes méthodes d'élevage sont les mêmes pour toutes les régions, tempérées ou tropicales, le type de bateau étant déterminé par les distances à parcourir, le climat et les conditions de navigation. Mais comme il s'agit du poste le plus élevé du budget et celui sur lequel repose le succès d'une entreprise ostréicole, le choix d'un bateau doit être effectué selon les critères suivants :

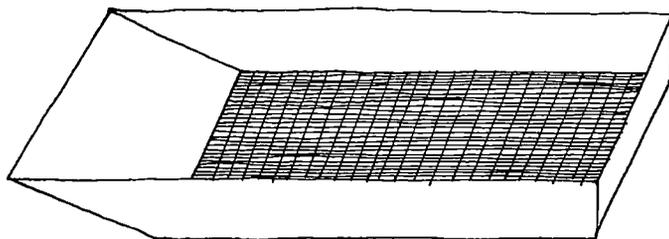
1. Coût initial
2. Entretien
  - a) Simplicité
  - b) Equipage requis
  - c) Frais de radoub
  - d) Disponibilité et prix des pièces de rechange
  - e) Coût des appareils de hissage
  - f) Consommation d'essence et prix
3. Tenue en mer
4. Stabilité comme plan de travail
5. Capacité de charge - main-d'oeuvre, matériel et équipement.

La simplicité est le facteur principal qui détermine le choix rationnel d'un bateau : dimension minimale permettant l'exécution des tâches avec un minimum de surveillance. Le bateau qui nécessite l'interruption de la pêche pour l'exécution de manoeuvres devient vite une source de problèmes.

Il est évidemment difficile de généraliser, mais on peut affirmer que l'un des bateaux de pêche le plus pratique est le catamaran de fibre de verre d'environ 5 m de longueur, actionné par un hors-bord de 15 ch. Cette embarcation à faible tirant d'eau et bonne capacité de charge est stable et sûre, bien que légèrement désagréable à grande vitesse sur une mer agitée. Il a en plus l'avantage de pouvoir être traîné sur une remorque. Lorsque la mer est déchaînée et que la distance à parcourir est considérable, il peut être nécessaire d'embarquer le catamaran sur un plus gros bateau, mais ce sont là des cas exceptionnels, le choix d'un site d'élevage tenant généralement compte de la distance.

Le chaland constitue un élément de l'équipement des plus utiles. Il peut être construit de planches ou de contre-plaqué, d'environ 20 pieds de longueur, 8 pieds de largeur et 2 pieds de profondeur, le bout avant incliné et carré en arrière (fig. 45). Le chaland peut être tiré ou mû par un moteur hors-bord.

## 45 Chaland



### 2. Élevage

L'équipement servant à l'élevage varie en fonction du type de l'exploitation et du marché local, mais la liste suivante comprend les éléments essentiels aux divers procédés.

1. Corde - différentes grosseurs
2. Fil de fer galvanisé de calibre 12 à 14
3. Clous assortis
4. Bois
5. Ancres
6. Flotteurs - barils, bambou - manufacturés, i.e. balles de verre, défenses, pneus remplis d'uréthane
7. Paniers - fils de fer ou rotin
8. Seaux - plastique ou tôle galvanisée
9. Ouvre-huîtres
10. Gants de caoutchouc

Les grandes industries huîtrières du monde se sont développées au cours des années et elles ont aujourd'hui atteint le stade où seules des études techniques sophistiquées peuvent réussir à améliorer leur performance. Cependant ceci n'intéresse pas le débutant qui s'attache uniquement à adapter une méthode d'élevage donnée. Un équipement relativement simple suffit pour acquérir les données de base en biologie, un appareillage sophistiqué étant une perte de temps et d'énergie pour le débutant. On peut souvent obtenir des prêts à court terme à cet égard. Les listes qui suivent comprennent tout l'équipement scientifique nécessaire à l'établissement d'une exploitation ostréicole.

### 3. Outillage de menuiserie

1. Scies - universelle, à refendre, en acier suédois
2. Marteau à dent
3. Marteau de forgeron
4. Hache
5. Pelles
6. Machettes
7. Cisailles de tôlier
8. Pincés coupantes
9. Pieds de biche
10. Pincés
11. Limes
12. Pierre de carborundum

### 4. Équipement d'optique

1. Microscope stéréoscopique à platine - grossissement jusqu'à 70 x
2. Microscope optique - grossissement jusqu'à 400 x
3. Dispositifs d'éclairage de microscope
4. Micromètre Filar
5. Lames de micromètre
6. Grand porte-objet de plexiglass pour le microscope stéréoscopique

### 5. Verrerie

1. Verres de montre
2. Verres de montre - Syracuse
3. Rince-doigts
4. Cylindre gradué de plastique de 50, 100, 500, 1 000 ml.
5. Bocaux 4 oz, 8 oz, 16 oz
6. Pipettes compte-gouttes
7. Lames de verre et lamelles

### 6. Équipement pour la récolte du plancton

1. Filet à planctons en nylon #20 (maille de 76), #25 (maille de 64)
2. Seau à plancton (bout du filet)
3. Câble
4. Pompe à plancton
5. Cellule à numération

7. Équipement d'océanographie

1. Hydromètre
2. Thermomètres
3. Thermographes - submersibles de préférence (du type Ryan)
4. Drogue à courant
5. Réfractomètre de salinité

8. Produits chimiques

1. Formaldéhyde
2. Méthanol
3. Fixatif de Davidson
4. Baume du Canada
5. Xylol
6. Eau de javel (Perfex, Chlorox)

9. Transport sur terre

1. Véhicule (camionnette)
2. Remorque pour bateau

10. Divers

1. Balance - électronique - portée 3 000 grammes
2. Balance à suspension - portée 10 kg
3. Compteur type Veeder Root



## plancton

Le plancton, constitué d'organismes végétaux et animaux qui vivent en pleine eau, est important pour l'ostréiculteur à double titre : d'une part, il forme l'alimentation de l'huître et d'autre part, les larves des huîtres en font partie au début de leur existence. Tenter de déterminer les stocks planctoniques en fonction de l'alimentation des huîtres dans une région donnée est une entreprise que seul un spécialiste en biologie peut mener à bien. Mais la répartition des larves dans le plancton et leur nombre sont des indices sur lesquels on détermine la période de fraie, sa durée et son intensité. Il est donc important de savoir récolter un échantillon de plancton et compter les larves d'huîtres qu'il contient.

Parce qu'un petit échantillon de plancton contient rarement une grande quantité de larves d'huîtres, plusieurs méthodes de filtrage ont été mises au point. La méthode classique consiste à utiliser un filet à plancton (fig. 46) fait d'un tissu de soie ou de nylon à mailles fines qui se termine par un petit récipient collecteur. La récolte s'effectue aisément en traînant le filet derrière une embarcation (fig. 47) mue à une vitesse suffisante pour maintenir le filet juste au-dessous de la surface de l'eau.

La durée de l'opération dépend de l'abondance des larves dans la zone mais on peut la déterminer à partir de la moyenne qui est de 5 minutes. La récolte terminée, on tire le filet jusqu'au bateau assez rapidement pour que le contenu ne sorte pas du filet. En le sortant de l'eau, on le laisse égoutter jusqu'à ce que l'eau atteigne le dessus du contenant. S'il s'agit d'une simple bouteille, le plancton retenu par le filet est entraîné par l'eau et il ne reste qu'à détacher la bouteille. Si l'on utilise un récipient fermé, on enlève le couvercle et on recueille le plancton accroché au filet en le rinçant. On ajoute quelques gouttes de conservateur tel que le formol neutre, on referme soigneusement le récipient et on appose une étiquette indiquant le lieu, la date, l'heure,

la profondeur et la durée de la récolte. De retour au laboratoire, il est recommandé de rincer le filet à l'eau fraîche.

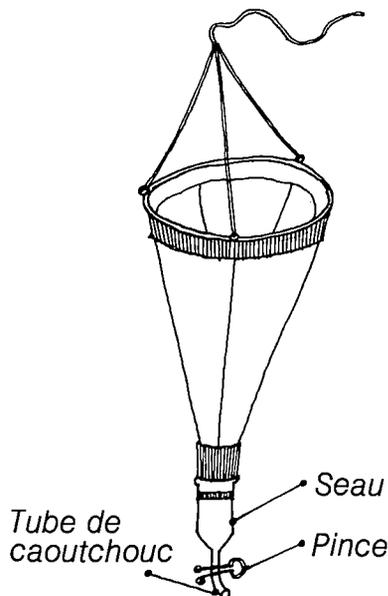
Ce procédé est principalement qualitatif et il ne donne que des indications approximatives sur la concentration de larves. L'efficacité du filet remorqué diminue considérablement si le plancton contient trop de microorganismes végétaux ou trop de boues qui obstruent les mailles du filet et refoulent l'eau plutôt que la filtrer.

Il faut donc récolter un échantillon quantitatif qui donnera une idée plus juste de la concentration relative des divers organismes. On emploie souvent un débitmètre mais son utilité dépend de l'efficacité du filet.

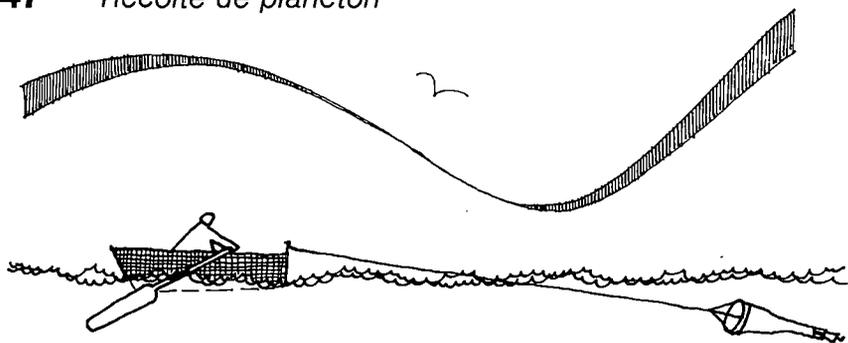
Lorsqu'il s'agit de recueillir des larves d'huîtres, on peut prélever un échantillon à la verticale. On descend d'abord le filet à une profondeur donnée et on le hisse à la surface d'un mouvement égal, assez lent pour laisser passer l'eau entre les mailles. On peut calculer assez précisément la quantité d'eau filtrée en connaissant la distance parcourue par le filet et son diamètre.

Exemple: un filet de 14 cm d'ouverture est descendu à 10 m de profondeur. Le volume filtré se calcule en déterminant d'abord la surface de cette ouverture (c'est-à-dire  $22/7 \times 7^2 = 154 \text{ cm}^2$  et multipliant le chiffre obtenu par la distance parcourue (1 000 cm) ce qui donne  $154\ 000 \text{ cm}^3$  ou 154 litres.

## 46 Filet à plancton

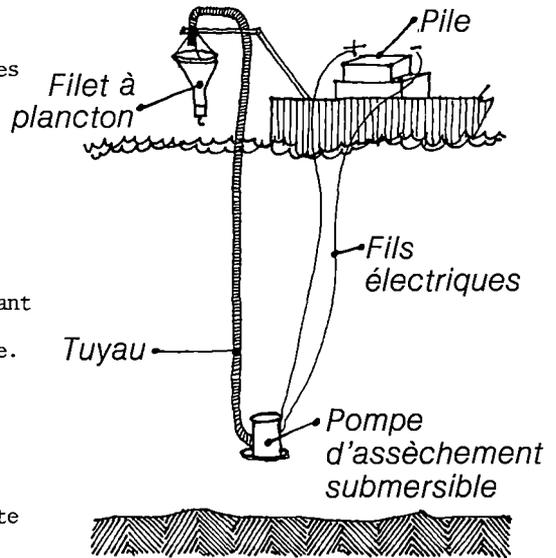


## 47 Récolte de plancton



La récolte d'un échantillon de plancton quantitatif peut également être effectuée à l'aide d'une pompe. On peut installer une pompe en surface en descendant le tuyau de prise d'eau à la profondeur voulue, ou on peut utiliser une pompe d'assèchement submersible actionnée par de petites piles. Ce type de pompe fonctionne avec des batteries de 12 volts qui peuvent facilement être transportées dans une petite embarcation jusqu'à l'endroit où elles sont descendues avec le fil électrique et le tuyau attachés (fig. 48). Le volume d'eau pompée dans le filet peut être calculé soit en mesurant le liquide dans un contenant, soit en utilisant un débitmètre ou par le temps de pompage lorsqu'on en connaît le débit. Pour trouver ce chiffre, on pompe de l'eau dans un contenant donné dont on connaît le volume pourvu bien entendu que la longueur du tuyau soit la même.

#### 48 Récolte de plancton à l'aide d'une pompe submersible.

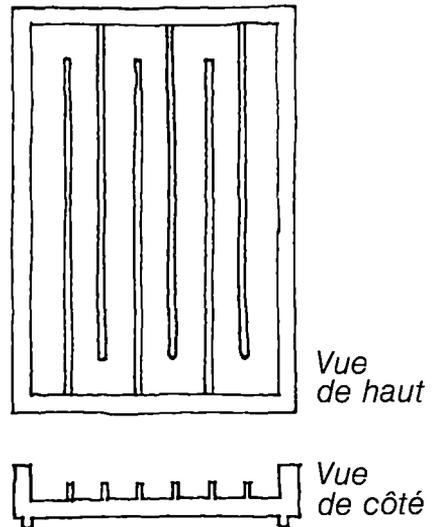


#### COMPTE DE LARVES D'HUÎTRES

Avant de commencer le compte, les ostréiculteurs examinent généralement l'échantillon pour s'assurer de la présence de larves d'huîtres. On les recueille ensuite selon le procédé expliqué à la page 11 et ensuite on les analyse au microscope stéréoscopique. On ne se sert du microscope composé que s'il est nécessaire d'étudier un aspect particulier des larves.

Pour effectuer le comptage, il faut un contenant dont le fond soit marqué de traits ou de carrés. Il existe une petite lame spécialement conçue à cet effet (cellule à numération), dont le fond est divisé en petits carrés par gravure sur verre, chaque carré ayant environ la largeur du champ microscopique (fig. 49). On déplace la lame en suivant les arêtes, ce qui permet de ne pas compter les mêmes larves deux fois de suite. Après avoir mis l'échantillon à décanter, on enlève autant de liquide que possible en conservant tous les sédiments recueillis puis on verse le plus rapidement possible le reste dans la lame. On rince ensuite le contenant avec un peu d'eau qu'on ajoute au contenu de la lame et on recommence jusqu'à ce que tous les organismes soient détachés du bocal. Pour effectuer le comptage, l'appareil le plus pratique est le compteur du type Veeder muni d'au moins 4 touches avec lesquelles on peut enregistrer le nombre de larves à chaque stade, par exemple, celles en forme de D, les umbos initiaux, les umbos intermédiaires, les larves âgées (oculées).

#### 49 Cellule à numération pour le comptage du plancton



Lorsque les larves se trouvent en nombre considérable, on peut soit compter un carré sur deux, soit compter un sous-échantillon avant de le verser dans la lame. Si le calcul porte sur l'échantillon en totalité, on divise le nombre total de larves, quelquefois le groupe par le volume de l'eau filtrée dans le filet. Par exemple, s'il y a 2 464 larves et que le volume d'eau est de 154 litres, on divise

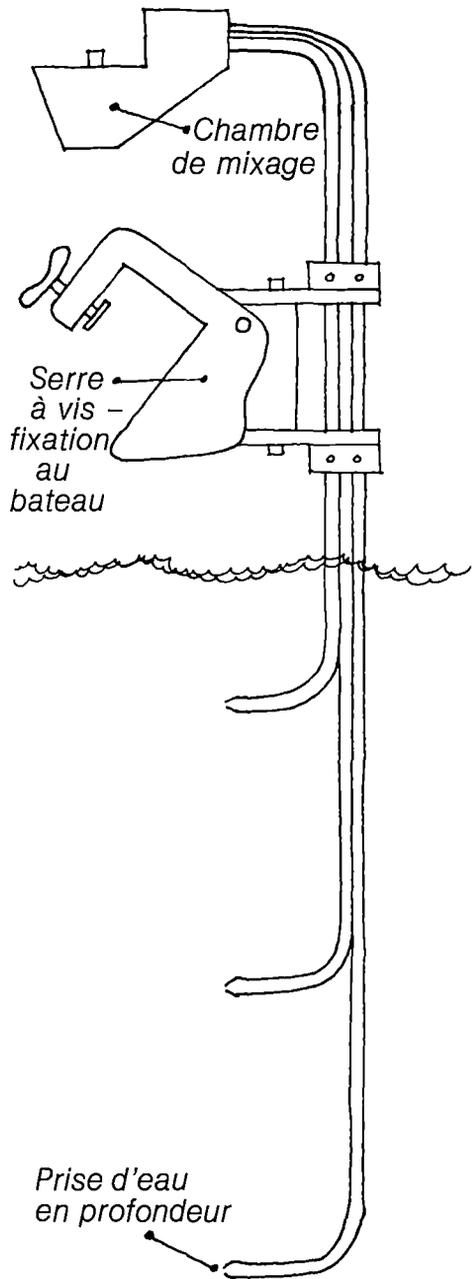
2 464 par 54, ce qui donne 16 larves en forme de D par litre. Pour l'analyse d'un sous-échantillon, on mesure le volume de l'échantillon de plancton ou on ajoute de l'eau pour arrondir la quantité à un volume déterminé. Si par exemple l'échantillon est de 400 ml et qu'un sous-échantillon de 25 ml contient 800 larves, on établit le nombre de larves par litre de la façon suivante :  $400/25 \times 800 = 12\ 800$  larves dans 154 litres ou  $12\ 800/154 = 83,1$ . Pour que le sous-échantillon soit juste, il faut bien remuer l'échantillon et verser la quantité nécessaire le plus rapidement possible. Ceci est très important pour que les larves n'aient pas le temps de se déposer au fond. Il existe divers instruments et des pipettes de type Stempel pour effectuer le mélange, mais les méthodes décrites plus haut donnent généralement de bons résultats.

#### AUTRES MÉTHODES DE RÉCOLTE DE PLANCTON

Il y a plusieurs autres appareils pour récolter du plancton comme par exemple le modèle Westley où 3 tuyaux de prises d'eau sont placés à 3 niveaux différents (fig. 50) et attachés à un bateau rapide. La pression de l'eau pousse le plancton dans les tuyaux qui se déversent dans une chambre de mixage avant de tomber dans le filet à plancton. Cet appareil permet de récolter un mélange de larves de trois niveaux différents, ce qui résout le problème de la variation de concentration de larves sur les plans vertical et horizontal. Un autre appareil est le Quayle-Terhune qui consiste en un tuyau d'une longueur donnée fermement attaché à une embarcation (fig. 51). Le tuyau dont le bout est fermé est percé sur toute sa longueur de trous de 5 mm à tous les 5 cm. L'eau est pompée jusqu'à un filet après avoir passé dans un débitmètre. Comme le précédent, cet appareil a été conçu pour corriger la distribution inégale des larves dans l'eau. Mais pour cet instrument, il faut un bateau assez puissant pour traîner le poids de ce long tuyau vertical à faible vitesse si désiré, étant donné que l'eau est pompée. L'un des avantages de ce procédé est qu'il est possible d'immobiliser l'embarcation à un endroit donné et de prélever des échantillons de la colonne d'eau toute entière.

La fréquence de la récolte dépend bien sûr du but de la recherche. Pour connaître les changements saisonniers et faire une récolte générale de plancton, une seule récolte par semaine est suffisante. Si les travaux portent sur les larves d'huîtres elles-mêmes, l'opération doit être répétée souvent et même tous les jours dans les eaux tropicales où les périodes larvaires sont relativement courtes.

L'une des difficultés que comporte l'étude



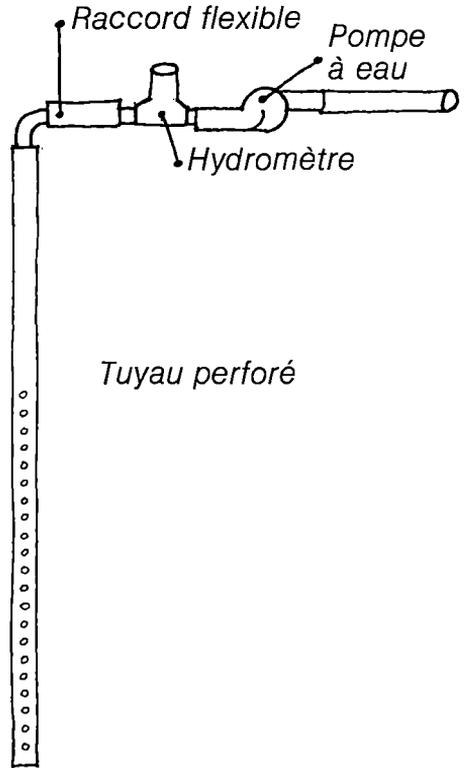
50 Appareil Westley pour la récolte du plancton.

du plancton se situe au niveau de la distribution spatiale aux points de récolte qui sont choisis jusqu'à un certain point en fonction de la géographie de la région. Si le rivage est droit, sans promontoire ou petites baies, il ne faut pas plus de quelques échantillons. Le même principe s'applique aux zones où les courants sont faibles et les marées peu prononcées. Mais lorsque la côte est plus accidentée, une moyenne de 4 ou 5 stations par mille carré constitue un repère logique.

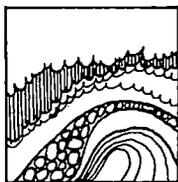
Une bonne stratégie serait de multiplier les points de récolte et, à la lumière des données, de ne conserver que les plus intéressants. Le nombre des stations dépend aussi de la main-d'oeuvre dont on dispose.

Un autre facteur s'ajoute à la distribution spatiale des stations et à la fréquence des récoltes et c'est le degré de profondeur. On détermine le niveau en fonction d'une part de la profondeur de l'eau et d'autre part, de la présence ou de l'absence de stratification thermique et saline, bien que cette situation n'existe pas dans plusieurs estuaires où les eaux sont bien mélangées. Ce n'est donc qu'après une récolte primaire prise en surface, à 1, 2, 3, 4, 6, 8, 12, 16, 20 m, selon la profondeur de la zone, qu'on est en mesure d'établir les divers niveaux requis pour calculer exactement la distribution verticale des larves.

Quant au moment de la récolte, on le détermine d'après les échantillons recueillis aux premiers essais. Certains échantillonnages devront être répétés toutes les 24 heures surtout pour découvrir s'il y a une migration verticale (diurne) relative aux périodes de lumière et d'obscurité. S'il y a peu ou pas de marée, les échantillons devront être récoltés à différentes profondeurs à toutes les 3 heures pendant 48 ou 72 heures. Dans les zones de fortes marées, on effectue les récoltes dans les périodes d'étale de courant entre la marée de vive eau et celle de morte eau.



**51** Appareil Quayle-Terhune pour la récolte de plancton



# océanographie

La température, la salinité et les courants sont des facteurs océanographiques de grande importance pour l'ostréiculteur, la teneur en oxygène, la concentration d'ions d'hydrogène (pH), la turbidité restant secondaires. D'autres éléments chimiques tels les sels nutritifs (composés d'azote, phosphates et silicates) peuvent jouer un rôle dans la production du plancton dont se nourrissent les huîtres mais il est difficile de les évaluer et d'en intégrer l'étude à une exploitation ostréicole. Sous les tropiques, la température saisonnière des eaux reste relativement stable mais les parcs ostréicoles sont presque toujours situés dans les estuaires où les changements de salinité sont fréquents et considérables. Tout écart saisonnier et horizontal doit être pris en compte dans les opérations d'élevage. Sauf en de rares circonstances, l'oxygène et même le pH ne constituent pas des facteurs limitatifs. Il en est autrement des courants qui déterminent l'emplacement des installations fixes tels que radeaux ou bâtis, le mouvement des larves d'huîtres et de la nourriture.

Quant aux marées, il est généralement facile de se procurer une table des marées; elles sont généralement affichées dans les ports ou publiées dans la presse locale.

## TEMPÉRATURE

On mesure la température de diverses façons mais en ostréiculture, il n'est pas nécessaire d'obtenir un haut degré de précision, une différence de 0,1 degré étant admise pour les besoins de l'élevage.

### 1. Thermomètre ordinaire en verre

Un thermomètre standard en verre destiné aux exploitations ostréicoles doit être protégé par un étui de métal. Pour mesurer la température de l'eau de surface, le moyen le plus simple est de remplir un seau d'eau, d'y plonger le thermomètre et d'en faire la lecture dès que la colonne de mercure est stabilisée (à peu près 1 minute).

### 2. Thermomètre à renversement

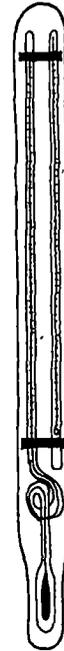
Pour effectuer des relevés de température à diverses profondeurs, on utilise un thermomètre à renversement (fig. 52) attaché soit à un cadre soit aux bouteilles d'échantillon d'eau (fig. 53). On descend le cadre ou la bouteille jusqu'à la profondeur désirée à l'aide d'un fil de fer ou d'un câble rigide. On descend ensuite le long du câble un messenger plombé qui déclenche le mécanisme de renversement du thermomètre et brise la colonne de mercure à la profondeur désirée. On le ramène à la surface, et on enregistre la température indiquée sur le thermomètre principal et celle indiquée par le thermomètre auxiliaire fixé le long du thermomètre à renversement. Le thermomètre auxiliaire sert à corriger la différence entre les températures au moment du renversement et au moment de la lecture. Il existe des formules pour calculer les corrections. Mais pour les besoins de l'ostréiculture, cette correction n'est pas nécessaire et les indications du thermomètre à renversement sont suffisantes.

L'emploi de cet appareil prend beaucoup de temps, il coûte cher et ne peut donc trouver son application que dans des cas exceptionnels.

3. Bathythermographe

Il s'agit d'un appareil de mesure permettant d'enregistrer, sur une lame de verre fumée une courbe des températures de l'eau en profondeur. Il est surtout pratique en ce qu'il permet de déterminer les niveaux des thermoclines qui existent généralement dans les eaux profondes. Cet appareil coûte également très cher et il n'est pas essentiel à la bonne marche d'une exploitation ostréicole.

**52** *Thermomètre à renversement*



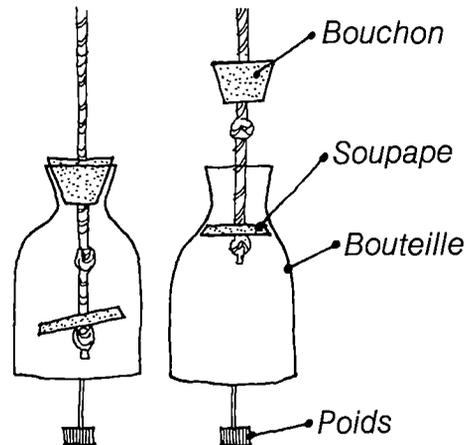
4. Salinomètres

Les salinomètres sont des instruments électroniques qui servent à mesurer à la fois la salinité et la température de l'eau, comme le modèle suivant : une boîte renfermant tout le matériel électronique, munie des cadrans et des boutons de contrôle nécessaires actionnée par une batterie. Un câble avec capteur est attaché à la boîte qu'on descend à la profondeur requise. La salinité et la température étant enregistrées sur le champ, on peut donc prendre toute une série de relevés en peu de temps. Mais comme il est de peu d'utilité pour le producteur moyen, nous n'en recommandons pas l'achat.

5. Thermomètre enregistreur

Le thermomètre enregistreur est l'un des instruments des plus utiles. L'un des modèles est muni d'un cadran et d'une ou deux rallonges qu'on immerge à la profondeur requise. Il faut le remonter comme une horloge et le mouvement dure environ une semaine. Il y en a un autre un peu plus compact mais submersible, ce qui le protège des vandales ou des voleurs. Une fois remonté, le mécanisme est en marche pendant plusieurs mois. Il enregistre continuellement toutes les fluctuations de température qui se produisent en profondeur et permet donc l'analyse de la température (les jours-degrés) ambiante du gisement d'huîtres.

**53** *Bouteille simple pour échantillonnage*



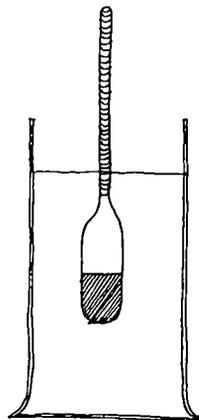
6. Thermomètre à maxima et minima

Le thermomètre à maxima et minima est un autre instrument très pratique qui détermine les températures maximales et minimales pour une période donnée. Il est peu coûteux.

Les températures peuvent être exprimées en moyennes quotidiennes, hebdomadaires ou mensuelles comme le sont les courbes classiques. En ostréiculture, la température est un facteur plus important dans les eaux tempérées que sous les tropiques. Ceci s'explique par le fait que les eaux tempérées connaissent d'importantes fluctuations saisonnières qui affectent profondément la croissance et la reproduction des huîtres alors que sous les tropiques, la température relativement constante et stable de l'eau ne donne pas les mêmes résultats. Par contre la salinité est l'un des facteurs dominants sous les tropiques, surtout en ce qui se rapporte à la reproduction et à la croissance des huîtres.

## 54 Hydromètre

On peut mesurer la température en degrés Fahrenheit ou Celsius, tous les instruments étant fabriqués selon l'une ou l'autre échelle. C'est une chose qu'il ne faut pas oublier de mentionner si on commande un appareil mais lorsqu'il s'agit de recherches scientifiques, il vaut mieux choisir l'échelle Celsius. Cette échelle va normalement de 0 à 100 °C, soit du point de congélation au point d'ébullition, ce qui correspond sur l'échelle Fahrenheit à 32 °F et 212 °F.



Pour la conversion en l'une ou l'autre échelle, suivre la formule suivante :

$$^{\circ}\text{C} \text{ à } ^{\circ}\text{F} - \frac{9}{5} \times (x \text{ } ^{\circ}\text{C} + 32) = \text{ } ^{\circ}\text{F}$$

$$^{\circ}\text{F} \text{ à } ^{\circ}\text{C} - (x \text{ } ^{\circ}\text{F} - 32) \frac{5}{9} = \text{ } ^{\circ}\text{C}$$

### SALINITÉ

La mesure de la salinité est en fait la détermination des concentrations d'ions chlore plutôt que du chlorure de sodium. Ces chiffres sont normalement exprimés en grammes par kilogramme d'eau de mer, soit une partie par mille et le symbole utilisé est ‰.

Les méthodes employées sont les suivantes :

#### 1. Titrage

On titre l'échantillon par précipitation d'une solution de nitrate d'argent en utilisant du chromate de potassium comme indicateur. Ce procédé très simple exige néanmoins une normalisation de l'échantillon en fonction d'une "eau normale", c'est-à-dire une eau dont la chlororité a été ajoutée à 19,4 ‰. Mais cette méthode ne peut être suivie que par ceux qui disposent d'un laboratoire et il n'est donc mentionné que pour ces cas particuliers.

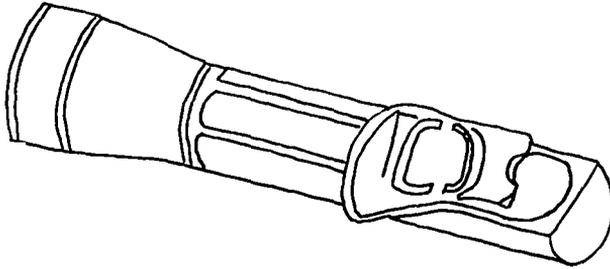
#### 2. Hydromètres

On peut aussi déterminer la salinité de l'eau en mesurant sa densité à l'aide d'un hydromètre ou flotteur, la densité étant calculée selon le poids de l'hydromètre et le volume d'eau déplacée. Les hydromètres (fig. 54) sont assez précis pour les exigences des analyses ostréicoles. Leur seul défaut est leur fragilité étant donné qu'ils sont en verre et que la tige est très fine.

### 3. Réfractomètre

Ce sont des appareils solides qui peuvent mesurer la salinité à partir d'un petit échantillon d'eau et par conséquent ils sont peut-être les mieux indiqués pour le travail sur le terrain (fig. 55).

## 55 Réfractomètre



### 4. Salinomètres

(Voir page 55)

#### OXYGÈNE

En ostréiculture, le facteur le plus important est la teneur en oxygène de l'eau. Ce gaz se trouve généralement en quantité suffisante dans toutes les eaux marines. Mais il peut arriver que la teneur diminue, les polluants, les organismes en décomposition, comme dans les poussées planctoniques, entraînant une forte demande d'oxygène.

En règle générale, on peut affirmer qu'il y a une quantité suffisante d'oxygène là où il existe un gisement d'huîtres naturel. Une diminution de la teneur des eaux en oxygène pendant quelques jours n'affecte pas les huîtres qui peuvent refermer leurs valves et vivre pendant quelque temps sans source extérieure d'oxygène.

Mais si on doit la calculer, on peut employer la méthode de titrage Winkler qui consiste en l'oxydation de l'hydrate manganeux qui lorsqu'acidifié, réagit avec l'iodure de potassium, libérant l'iode qui est ensuite titré avec du thiosulfate de sodium. Surtout à cause de la préparation des réactifs, il est nécessaire d'avoir un laboratoire chimique assez bien équipé, bien qu'on ait maintenant des trousseaux pour ce genre de travail. La teneur des eaux de mers en oxygène peut varier de 0 à 8,5 ml d'oxygène par litre. L'eau froide retient une plus grande quantité d'oxygène dissous que l'eau chaude.

On trouve aussi de nombreux instruments électroniques pour mesurer la teneur des eaux de mers en oxygène.

#### CONCENTRATION D'IONS D'HYDROGÈNE (pH)

De même que pour l'oxygène, la présence d'un gisement naturel de mollusques dans une région révèle un bon équilibre du pH. Des changements peuvent se produire à la suite d'une réduction de la salinité, mais il faut que les variations soient considérables et de longues durées pour gêner les huîtres. En ostréiculture, il n'y a pas lieu de se préoccuper du pH à moins que ne survienne un événement extraordinaire. La concentration

d'ions d'hydrogène est une mesure de l'alcalinité ou de l'acidité et se calcule sur une échelle logarithmique de sorte qu'un changement unitaire du pH dénote un changement dix fois plus grand d'ions acides et d'ions alcalins, une solution neutre, c'est-à-dire ni acide ni alcaline, a un pH d'environ 7. Celui d'une solution acide est inférieur à 7 et celui d'une solution alcaline supérieure à 7. L'alcalinité de l'eau de mer se situe normalement entre 7,5 et 8,4.

La concentration d'ions d'hydrogène peut aussi se mesurer à l'aide d'instruments électrométriques ou de méthodes colorimétriques. En ce qui concerne les instruments électroniques, la plupart d'entre eux sont d'un emploi limité dans des conditions difficiles ou dans des régions éloignées de services de réparations. Dans la principale méthode colorimétrique, on ajoute à l'eau de mer une quantité contrôlée d'une solution indicatrice tel que du crésol ou du phénol rouge et on compare la couleur obtenue à celle d'un jeu de tubes normalisés. Cette méthode est assez précise pour les travaux requis dans une exploitation ostréicole.

#### TURBIDITÉ

Comme la plupart des élevages d'huîtres de mangrove sont situés dans les estuaires, la turbidité (transparence de l'eau) accuse des différences et exerce une influence directe sur l'élevage des huîtres. Elle peut être causée par la vase, une quantité de débris organiques en suspension, l'abondance du plancton ou une combinaison des trois. Elle se traduit par des dépôts qui peuvent même aller jusqu'à étouffer les huîtres élevées sur parc. La turbidité affecte aussi l'alimentation des huîtres qui doivent dépenser beaucoup d'énergie pour séparer les organismes dont elles se nourrissent et rejeter les autres.

On mesure la turbidité soit en testant la visibilité soit en calculant la luminosité, mais en général, pour les besoins d'une exploitation ostréicole, la détermination de la limite de la visibilité à l'aide du disque Secchi fournit des données suffisantes. Le disque Secchi est une plaque circulaire de 20 cm de diamètre généralement en métal. Elle est peinte en blanc ou divisée en quatre parties où le blanc et le noir peuvent alterner sur la moitié supérieure, la partie inférieure en noir seulement pour éviter la réflexion de la lumière. On le descend dans l'eau sur un câble gradué de sorte qu'on peut noter la profondeur au moment où l'on ne l'aperçoit plus et celle où on le voit de nouveau. La moyenne de ces deux chiffres constitue la limite de visibilité qui donne une approximation de la turbidité. Le moment du jour, la nébulosité et l'action des vagues pouvant fausser les résultats, il faut noter les conditions ambiantes à chaque lecture. Il est préférable de normaliser cette opération vers midi par exemple du côté de l'ombre du bateau et de préférence avec un verre d'eau tenu à un mètre au-dessus de la surface de l'eau.

#### MARÉES

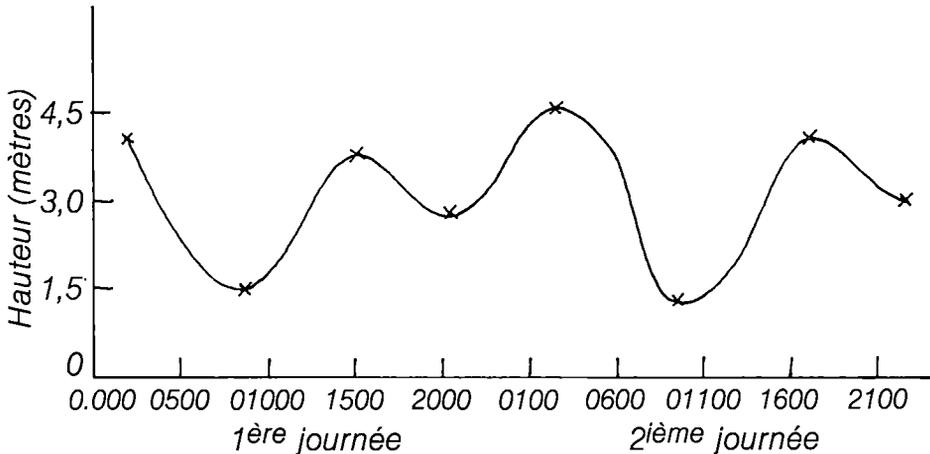
Les marées constituent le facteur le plus important à étudier avant de choisir le type d'élevage à pratiquer dans une région donnée. Elles résultent de l'effet gravitationnel de la lune et du soleil, surtout l'attraction de la lune. Cependant, la pression barométrique et le vent peuvent également jouer un rôle dans certaines régions. Mais ce phénomène est déjà bien connu presque partout au monde et on publie dans tous les ports et villes côtières des prédictions assez justes sur le mouvement des marées, comme le tableau ci-dessous.

**tableau 4**

JUN

Jour	Heure	Haut./pi	Haut./m
1	1h35	14,8	4,5
	08h50	5,0	1,5
	15h35	12,5	3,8
	20h20	9,5	2,9
2	02h20	14,5	4,4
	09h25	4,2	1,3
	16h30	13,3	4,1
	21h20	10,0	3,0
3	02h50	14,2	4,3
	10h05	3,5	1,1
	17h20	13,9	4,2
	22h25	10,3	3,1

Donc le 1er juin, à 1 h 35 la hauteur d'eau est de 14,8 au-dessus du zéro des cartes, chiffre que la marée dépassera rarement et qui sert de base aux sondages indiqués sur les cartes. Environ 6 heures plus tard, soit à 8 h 50, la marée est descendue à 5,0 pieds au-dessus du zéro des cartes. Le diagramme (fig. 56) montre donc une succession de

**56** Cycle des marées du tableau 4

courbes qui indique un type de marée semi-diurne c'est-à-dire qu'elle comprend deux pleines mers et deux basses mers par jour. Lorsqu'une période de 24 heures ne comprend qu'un seul cycle complet de marées, on le dit du type diurne. Dans certaines régions, les marées sont inexistantes ou n'ont qu'une amplitude de quelques pouces.

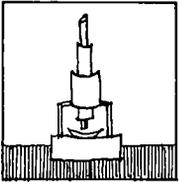
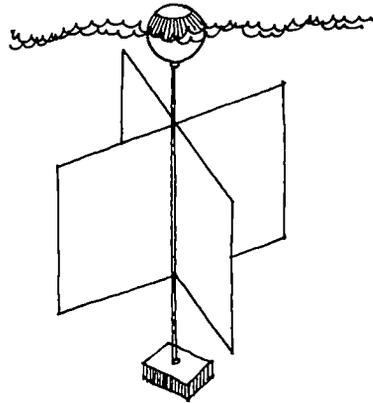
En plus des données complètes établies pour les ports de référence sur lesquels sont fondées les prédictions, il existe des tableaux indiquant les différences d'heures et de hauteur de marées entre les principaux ports de référence et divers ports secondaires. Mais comme certains élevages ostréicoles peuvent être situés loin des ports même secondaires, il peut être nécessaire d'établir soi-même un tableau approximatif des différences de marées comparées à celles des ports de référence les plus proches. Les heures peuvent être déterminées en observant l'heure des basses mers, courte période pendant laquelle la marée se retire avant de s'élever de nouveau ou s'élève avant de retomber. Pour calculer les hauteurs d'eau, on installe un poteau gradué dont on relève le niveau au moment de l'étale de courant. Ces données peuvent être accumulées pendant quelques mois, temps suffisant pour établir des prédictions assez précises. Il faut noter que dans les baies protégées et les estuaires, où se pratique généralement l'ostréiculture, de forts vents peuvent entraîner des écarts de hauteur de 1 pied ou plus.

## COURANTS

Les courants sont les mouvements de l'eau engendrés par les différences de niveaux des marées ou la force du vent. En pleine mer, la vitesse des courants est relativement faible c'est-à-dire de 1 à 2 km à l'heure. Mais dans les endroits resserrés, tels que estuaires ou archipels, ils sont assez rapides et on a même observé des vitesses de 25 km. En ostréiculture, il est nécessaire de connaître les courants pour choisir un lieu d'élevage, ou l'emplacement des bâtis et des radeaux et pour connaître la distribution des larves et des organismes dont se nourrissent les huîtres. Il faut aussi les étudier en tenant compte du temps et de la profondeur, en utilisant l'une des nombreuses méthodes établies.

Il existe une grande variété de courantomètres mécaniques trop compliqués pour les besoins d'un élevage ostréicole. Les plus usités sont les perches ou pièces de bois (bambou) lestées à une extrémité pour qu'elles dérivent à la verticale. La longueur et le poids sont choisis en fonction de la profondeur. Pour les courants de surface on peut se servir d'une enveloppe de plastique ou de tout autre objet flotteur. On utilise également des ancres flottantes, qui comportent 4 ailes placées à angle droit le long d'une tige (fig. 57) plombées selon la profondeur désirée. On en place une ou plusieurs à une ou diverses stations à différents moments afin de connaître la variation des courants selon la température et les marées. Il est donc possible de préparer un tableau approximatif des courants à partir de l'observation directe. Pour plus d'exactitude, on peut utiliser soit des sextants soit des compas à relèvement munis ou non de télé-

### 57 Drogue à courant



## techniques microscopiques

L'ostréiculture et la biologie de l'huître exigent certains examens microscopiques. Il existe toutes sortes de microscopes dont certains, tels les microscopes électroniques ou à balayage peuvent grossir un objet plusieurs milliers de fois. Les microscopes composés de grande puissance sont relativement peu utiles en ostréiculture, aussi ne figurent-ils qu'en dernière place sur la liste de l'équipement. Pour la plupart des travaux ostréicoles, des grossissements de 100x ou moins sont plus que satisfaisants, et le microscope stéréoscopique est l'un des meilleurs instruments. Ces instruments sont presque tous pourvus de la plupart des combinaisons d'objectifs et d'oculaires assurant un grossissement allant jusqu'à 70x. Cependant, les oculaires doivent être à champ élargi et l'agrandissement ne doit pas dépasser 10x afin de réduire la fatigue de l'oeil lorsque l'examen est prolongé. Contrairement au microscope composé plus puissant qui donne une image renversée, les microscopes stéréoscopiques donnent une image directe et la distance focale est plus longue c'est-à-dire que l'objectif est plus éloigné de l'objet. Par conséquent, on peut examiner les objets relativement grands comme une coquille d'huître.

L'éclairage peut être réalisé par la lumière incidente (directe) ou transmise (réfléchié). Pour l'éclairage par transmission, la source de lumière est réfléchié par un miroir placé sous la platine (condenseur, incorporé dans le cas des microscopes composés), et on l'utilise principalement pour l'examen des larves d'huîtres ou de tout autre objet transparent ou semi-transparent. La lumière incidente ou directe est placée au-dessus et elle éclaire la surface supérieure de l'objet (une coquille d'huître, par exemple). Les lampes sont généralement adaptées à chaque type de microscope et peuvent servir aux deux modes d'éclairage précités.

Pour pouvoir utiliser des cellules à numération volumineuses ou d'autres grands objets tels que morceaux de collecteurs, on installe sur la platine une plaque de plastique transparent que l'on fixe avec des boulons de cuivre ou d'acier inoxydable aux pinces du tube de réglage dont presque tous les microscopes stéréoscopiques sont munis. Une plaque de perspex de 12" x 8" et 1/4 de pouce d'épaisseur serait bien indiquée pour les observations relatives aux huîtres.

Pour bien utiliser un microscope, il faut que le matériel à examiner soit préparé avec soin. Des méthodes pour l'examen des larves sont décrites plus haut (voir page 11).

Pour observer une matière vivante, on la place sur une lame de verre avec ou sans lamelle, lorsque sa taille le permet. Les lames concaves c'est-à-dire avec une petite cavité au centre sont des plus utiles. L'éclairage par transmission convient aux observations sur une matière vivante. La structure cellulaire peut être observée en variant l'intensité lumineuse. Mais pour l'examen de matières solides de grandes dimensions tel que morceaux de collecteurs ou salissures (balanes, tuniciers) il faut utiliser la lumière incidente. Divers micro-organismes sont difficiles à examiner à cause de leurs mouvements ciliaires. On leur administre une faible solution de chlorure de magnésium ( $MgCl_2$ ) ou de l'alcool ajoutée goutte à goutte qui produira un effet narcotique.

Pour les dissections délicates, les plus utiles sont les instruments dentaires. Un dentiste se fera un plaisir de céder les sondes et les aiguilles fines dont il ne se sert plus. On peut aussi acheter de fins scalpels mais il est possible de les fabriquer soi-même en fixant un morceau de lame de rasoir sur un porte-plume.

Pour certaines observations ostréicoles, tel l'état des organes de reproduction ou quelques détails d'un parasite interne, il peut être nécessaire de découper de fines tranches de tissus d'huîtres et de préparer de minces coupes pour un microscope à fort grossissement. Pour effectuer cette coupe, il faut placer le morceau de tissu d'huître dans un bloc de paraffine, mais comme celle-ci ne se mêle pas avec l'eau, il est nécessaire de remplacer le liquide tissulaire par une substance miscible qu'on appelle agent éclaircissant. Cette première opération s'appelle la fixation et une fois terminée, de même que les opérations de conservation, on peut envoyer l'échantillon dans un laboratoire équipé pour effectuer la déshydratation, l'inclusion et la coupe. Il n'est donc essentiel que de connaître les deux premières opérations c'est-à-dire la fixation et la conservation. Des observations peuvent être effectuées sur place pour de petits objets entiers tels que larves, naissains et larves d'huîtres.

#### FIXATION ET OBSERVATION

La fixation est une opération qui consiste à tuer le tissu ou une partie du tissu au moyen d'un fixateur chimique qui agit sur les protéines sans modifier le contenu cellulaire et les caractères morphologiques de l'échantillon vivant. La conservation est un traitement qui permet de maintenir en bonne condition l'échantillon fixé pendant une durée déterminée. Ce sont en général les mêmes fixateurs chimiques qui remplissent ces deux fonctions, bien qu'un autre produit puisse être utilisé pour la conservation.

Les fixateurs les plus employés pour les observations sur les mollusques sont la solution de Davidson, le formol-alcool, le formaldéhyde et l'alcool; on emploie généralement la solution de Davidson pour observer des coupes histologiques de gonade par exemple pour des études sur les changements saisonniers. Cette solution se présente sous deux formes, soit avec acide acétique pour la fixation du tissu soit sans acide acétique pour la conservation.

### Solution de Davidson avec acide acétique

Formaldéhyde (40 %)	20 parties
Glycerine	10 parties
Alcool (95 %)	30 parties
Acide acétique glacial	10 parties
Eau (eau de mer)	30 parties

Après une période de fixation de 24 heures, le matériel peut être conservé dans la même solution mais sans acide acétique.

### Formol-alcool

La solution de formaldéhyde-alcool dans les proportions données ci-dessous remplit bien les deux fonctions de fixation et de conservation.

Formaldéhyde (40 %)	100 ml
Alcool (95 %)	900 ml

La F.A.A., solution semblable mais supérieure quant à la fixation, se compose comme suit:

Alcool éthylique (50 %)	200 ml
Acide acétique glacial	5 ml
Formaldéhyde (40 %)	13 ml

Le produit le plus utilisé pour la fixation et la conservation est le formaldéhyde, souvent appelé formol ou formaline. Son dosage commercial contient environ 40 % de solution dans l'eau. Pour les mollusques, on utilise un titrage de 1 %, 2 % ou 4 % dans les proportions données ci-dessous et généralement mélangé à de l'eau de mer.

	1 %	2 %	4 %
Formaldéhyde (40 %)	2,5	5	10
Eau de mer	97,5	95	90

Pour presque toutes les recherches, une solution de 2 % de formaldéhyde suffit pourvu que la quantité de formaldéhyde soit 9 fois plus grande que le volume du ou des spécimens.

Le formaldéhyde est de caractère acide et peut corroder les structures calcaires des coquilles de mollusques. Il faut donc le neutraliser soit en le saturant de borax ou du carbonate de calcium. Une autre méthode consiste à tamponner 5 gallons de formaline (10 %) avec 80 g de  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ . Cependant, certaines précautions doivent être prises. Lorsqu'on emploie du formaldéhyde, les gaz peuvent irriter les yeux et les muqueuses nasales. Certaines personnes sont même allergiques à ce produit.

### Alcool

L'alcool le plus utilisé pour la fixation et la conservation est l'alcool dénaturé, beaucoup moins coûteux que l'éthanol pur. On emploie quelquefois l'alcool isopropylique, mais la dilution affaiblit ses pouvoirs de conservation et il est donc déconseillé pour cet usage. Il faut se rappeler qu'à cause de son inflammabilité, l'alcool constitue un risque d'incendie. Il s'évapore aussi très rapidement à l'air libre, lorsqu'on examine des échantillons dans un récipient non couvert par exemple. Il faut donc pour prévenir l'évaporation et conserver les échantillons, le placer dans un contenant hermétique. On peut se procurer de l'alcool dénaturé industriel peu coûteux qu'on utilise à 96 % dans des solutions comme suit :

	<u>Pourcentage requis 25</u>	<u>Pourcentage requis 60</u>
Alcool à 96 %	25 ml	60 ml
Eau	71 ml	36 ml
	<hr/>	<hr/>
	96 ml	96 ml

La proportion de millilitres de la dilution finale est donc la même que celle de l'alcool original, et cette méthode peut être reprise pour la dilution de tout autre liquide.

Pour la fixation et la conservation du plancton, la solution la plus pratique comprend 0,5 ml de propylène phénoxéto1, 4,5 ml de propylène glycol, 5 ml de formaldéhyde à 40 % dans 90 ml d'eau de mer. Presque tous les mollusques ou fractions de mollusques restent opaques après la fixation, mais pour l'examen des structures internes, on peut utiliser des agents chimiques qui les rendront transparentes ou les coloreront pour les souligner.

### Coloration

Il existe de nombreuses substances biologiques pour la coloration, mais leur application est complexe. Cependant, pour les observations de base sur les mollusques, le bleu de méthylène est des plus utiles. Il suffit d'en mélanger de 2 à 5 % à de l'eau de mer. On peut aussi employer une solution de 1 % de rouge neutre pour colorer les larves vivantes ou fixées.

### Clarification

Les agents de clarification étant généralement huileux, ils ne se mélangent pas à l'eau et il est donc nécessaire de remplacer graduellement le liquide contenu dans une fraction ou dans une huître entière par de l'alcool. Ci-dessous, le procédé classique dont la durée varie selon la dimension de l'échantillon :

- |                  |           |
|------------------|-----------|
| 1. eau           |           |
| 2. alcool à 50 % | 1 à 12 h. |
| 3. alcool à 70 % | 1 à 12 h. |
| 4. alcool à 90 % | 1 à 12 h. |
| 5. alcool à 95 % | 1 à 12 h. |
| 6. absolu        | 2 à 12 h. |
- (alcool à 100 % - 2 fois)

Une fois déshydraté, on place l'échantillon dans un agent de clarification tel le xylène, l'huile de clou de girofle ou le benzène qui se mélangent tous à l'alcool absolu. On conserve le matériel dans du xylène jusqu'à sa fixation, ce qui signifie environ une heure pour les objets de moins de 5 mm. Mais étant donné que le xylène rend les objets cassants, il est préférable d'employer de l'huile de clou de girofle pour la conservation.

L'échantillon peut maintenant être placé sur une lame pour l'examen microscopique, mais s'il est nécessaire de lui assurer une plus longue durée on en fait l'inclusion sur une lame en l'infiltrant d'euparal ou de baume du Canada, produits d'emploi général qu'on trouve facilement. Et comme ces produits se mélangent facilement aux agents de clarification, xylol ou huile de clou de girofle, l'échantillon peut passer directement du xylène au baume du Canada. Si l'échantillon est assez gros, on colle d'abord un anneau de verre sur la lame microscopique. On le remplit ensuite de baume du Canada et on y dépose l'objet qu'on scelle ensuite hermétiquement en évitant d'enfermer des bulles d'air. Lorsque l'échantillon est relativement plat, on le place entre d'étroites bandes de verre collées à la lame qu'on recouvre de baume sur lesquelles on place le couvre-objet.

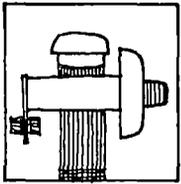
Par exemple, pour faire une préparation permanente de larves d'huîtres, une fois concentré et isolé l'échantillon de plancton, on les anesthésie d'abord en y ajoutant graduellement des cristaux de chlorure de magnésium. Cette opération ne prend que quelques minutes et on les fixe ensuite pendant une heure dans une solution d'eau de mer et de formaldéhyde à 10 %. On déshydrate ensuite les larves en les maintenant pendant environ 10 minutes et en succession dans des solutions d'alcool méthylique à 50, 70, 90, 95 et 100 %. Elles sont prêtes à être montées dans du baume du Canada ou du xylol directement sur une lame de verre de préférence, à concavité. Une coloration préliminaire au rouge neutre (dans l'eau) ou à l'orange G dans de l'alcool à 95 % peut aider à différencier les différentes structures larvaires.

Pour un examen dans diverses positions, on monte les larves dans une gelée de glycerine. On met les larves directement dans la gelée et on les place dans la position requise avec une aiguille chauffée. La gelée de glycerine se compose de 10 g de gélatine, de 70 ml de glycerine, 0,25 g de cristaux de phénol qu'on mélange à 60 ml d'eau distillée. Tous ces ingrédients sont chauffés. La gelée se solidifie, mais il faut la réchauffer pour l'étaler sur une lame.

### Narcotiques

Il est souvent nécessaire, pour étudier certains caractères anatomiques des mollusques de leur administrer des narcotiques pour les tranquilliser. Pour les animaux marins, on emploie des sels de magnésium, chlorure ou sulfate. On administre graduellement les cristaux ou une solution préparée de chlorure de magnésium à 7 % ou 20 % de sulfate de magnésium dans de l'eau de mer. Les cristaux de menthol sont aussi d'un usage courant, mais leur action est plus lente. On peut utiliser du phénoxétol de propylène qu'on ajoute goutte à goutte à l'échantillon (2 à 3 gouttes par litre) qui se diffuse après être tombé au fond ou en solution à 1 % avec de l'eau de mer. Il faut compter 24 heures pour anesthésier des larves de mollusques.

Le phénoxétol de propylène est également employé après une fixation au formaldéhyde comme agent de conservation et bactéricide. Le glycol de propylène (5 grammes de phénoxétol de propylène et 4,5 ml de glycol de propylène dans 95 ml d'eau de mer) est un pré-servateur fongicide qui prévient la friabilité des échantillons.



## mesurage au microscope

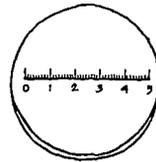
Tout ostréiculteur se trouve à l'occasion devant la nécessité de mesurer des larves d'huître de taille microscopique. Cependant, bien que les instruments de mesure perfectionnés soient généralement très coûteux, il en existe de plus simples tel le micromètre oculaire et le micromètre Filar.

Le micromètre oculaire est un simple disque de verre sur lequel est gravée une échelle dont les divisions et longueurs peuvent varier. On l'insère dans le microscope en dévissant l'anneau moleté de la base, en retirant l'oculaire et le remplaçant par le micromètre oculaire, les chiffres au-dessus et en replaçant l'anneau. L'objet à mesurer est placé le long de l'axe de l'échelle et il ne reste plus qu'à compter les divisions pour en connaître la longueur. (Fig. 58a, b, c)

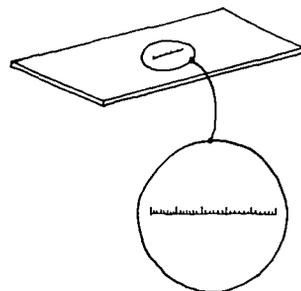
Mais les divisions n'étant que relatives, elles doivent être converties en longueurs absolues, ce qu'on obtient en établissant la correspondance entre la lecture faite au micromètre et l'échelle réelle de distance placée sur la platine du microscope. C'est en fait une plaque de verre sur laquelle une échelle de 2 mm est finement gravée. On ajuste le micromètre oculaire sur la plaque-micromètre et on compte le nombre de divi-

### 58 Micromètre.

#### a Disque



#### b Lame de verre

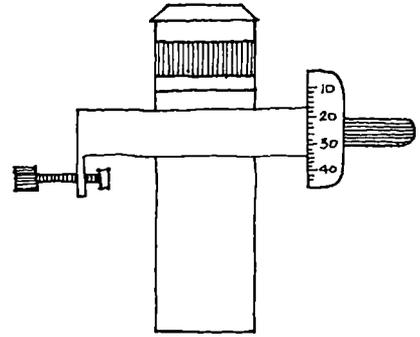


#### c Vue de haut (grossie)

sions de l'oculaire pour qu'il corresponde à une distance spécifique de la plaque-micromètre. Les 50 divisions de l'oculaire égalent donc 9 divisions sur l'échelle du micromètre, ce qui donne une distance réelle de 0,9 mm ou 900 microns.

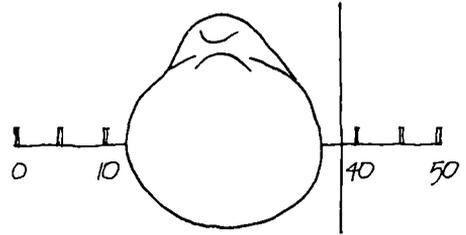
Par conséquent, une division de l'oculaire =  $900/50 = 18$  microns. La larve d'huître qui mesure 25 divisions oculaires mesurerait donc  $25 \times 18$  microns = 450 microns. Il ne faut pas oublier qu'avant l'emploi de l'instrument, un étalonnage très précis doit être réalisé. Il serait judicieux de calibrer d'avance tous les oculaires et objectifs qui serviront au mesurage. Pour les huîtres, on emploie le micromètre Filar (fig. 59), peut-être un peu plus cher que le micromètre oculaire mais plus précis et plus rapide. Il se compose d'un oculaire à échelle ou grille incorporée et une poignée à vis graduée de 1 à 100. En tournant la poignée, on déplace un fil très fin appelé curseur le long de l'échelle.

## 59 Micromètre Filar.

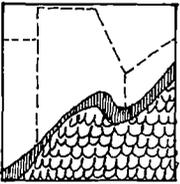


L'oculaire Filar remplace l'oculaire normal d'un microscope. Pour mesurer une larve, on la place le long de l'échelle du micromètre et on tourne la poignée moletée jusqu'à ce que le curseur soit placé à la gauche de la larve (fig. 60). Le fil étant entre 1 et 2, la lecture est 1 plus le chiffre indiqué sur la poignée graduée. Dans ce cas-ci, le curseur étant fixé à mi-chemin entre le 1 et le 2, la lecture est 55 ce qui donne 155 comme mesure à noter. On tourne ensuite la poignée pour placer le fil de l'autre côté de la larve c'est-à-dire le côté droit; il se trouve à peu près au quart de la distance entre le 7 et le 8. La lecture de la poignée graduée donne 75 et le chiffre à noter est donc 775. En d'autres mots, la mesure de la larve est la différence entre les deux lectures ou  $775 - 155 = 620$  divisions micrométriques. Comme dans le cas précédent, le Filar doit être calibré avec une lame micrométrique et dans l'exemple donné, avec l'objectif employé, la lecture du Filar étant de 0,72 microns, la longueur de la larve devient donc :  $620 \times 0,72$  microns = 447 microns.

## 60 Mesurage d'une larve d'huître à l'aide du micromètre Filar (agrandi).



Il existe plusieurs autres procédés pour des cas particuliers tel un nombre de clams ou du naissain trop grand pour la micrométrie microscopique et trop petit pour être compté à l'oeil nu. Une des méthodes consiste à les étaler de façon égale et les photographier. Une fois les agrandissements obtenus, on peut mesurer chaque échantillon sur la photographie même avec une règle, et rayer chaque objet mesuré. Il faut connaître l'échelle de l'agrandissement et elle se calcule en comparant diverses mesures des larves réelles avec leurs photographies. Par exemple, si une larve mesure 3,5 mm en vraie grandeur et 17,5 mm sur la photographie, l'échelle est donc  $17,5/3,5 = 5$  et toutes les mesures prises sur les photographies doivent être divisées par 5. Une autre méthode consiste à disposer le naissain également (sans qu'il se touche) sur une plaque de verre de 8" x 11" qu'on photostate (xerox). On vérifie bien s'il y a eu grossissement mais ceci est exceptionnel. On mesure ensuite les larves comme sur une photographie.



## concessions

Les huîtres faisant l'objet d'un élevage, que ce soit à l'aide de collecteurs ou par l'achat de naissains ou d'huîtres adultes, deviennent propriété privée et doivent être placées dans un lieu déterminé. Ceci implique une sorte de droit sur ce terrain, par achat ou concession du gouvernement ou d'une personne. Ce n'est qu'à cette condition qu'un ostréiculteur peut exercer des droits de propriété sur les huîtres.

En général, il y a trois formules d'accession à un gisement ostréicole, qu'il s'agisse de terrains submergés ou intertidaux.

### 1. Domaine public.

Propriété du gouvernement, ces concessions sont mises gracieusement à la disposition du public, par un permis d'exploitation portant sur une parcelle ou sur l'ensemble du terrain. Ce sont quelquefois des gisements peuplés de géniteurs quiensemencent les sols avoisinants. D'autres sont conservés comme source d'approvisionnement de naissain naturelle et on accorde le droit de poser des collecteurs. Dans d'autres cas, les terrains publics sontensemencés et une fois les huîtres parvenues à maturité, on permet aux pêcheurs réguliers de les récolter. Les pays dotés de ce système peuvent imposer des redevances proportionnelles au nombre d'huîtres récoltées et souvent, ces fonds ostréicoles sont les plus propices à l'élevage mais leur exploitation est rarement maximale.

### 2. Domaine public en location.

Ce système d'utilisation de fonds ostréicoles est l'un des plus rationnels. Un ministère, généralement terres et pêche, loue à des éleveurs des terrains qu'ils doivent exploiter sérieusement. Le rendement des locataires est déterminé soit en com-

affirmer avec certitude que les moyennes des deux groupes sont différentes et non pas le résultat d'une variation fortuite. Cependant, si la moyenne d'un groupe est de 72 et celle d'un autre 50 on ne peut déterminer leur différence statistique qu'à l'aide d'un test mathématique et pour cela, il faut connaître l'étendue de la variation dans chaque groupe. C'est pour cette raison qu'on vérifie les tests d'unités ou de lopins de terre sur le terrain et même en laboratoire.

Par exemple, dans une étude sur la pollution des moulins à papier, il a fallu déterminer l'indice de condition des huîtres à différentes distances de la source de pollution pour mesurer les effets des polluants, en supposant que la nocivité diminuait à mesure qu'on s'éloignait de la source. Une seule cueillette de données signifie peu de choses si les résultats ne sont pas comparés à ceux d'autres épreuves. On a donc procédé à 6 tests sur chaque lopin (en l'occurrence un plateau) à chacun des endroits choisis. On a pu ainsi obtenir les variations de l'indice de condition pour chacun des sites et on a pu les comparer entre les sites. Le procédé choisi pour cette expérience est fondé sur ce qu'on appelle "blocs probabilisés" et l'analyse statistique, "l'analyse de variance".

Dans un autre cas, l'objet de la recherche était de comparer la mortalité du naissain dans un élevage sur parc à diverses profondeurs d'envasement avec celle de larves élevées sur des plateaux ou bien sûr il n'y a pas d'envasement. Pour ce cas particulier, on a adopté la "méthode du carré latin" (4 champs dans un carré) répétée 4 fois. Chaque calcul (larves sur le fond, larves sur plateaux) a été répété 2 fois pour chacun des 4 blocs de 2 x 2. On a semé environ 1 500 larves d'huîtres dans chacun des 16 champs et on a procédé au recomptage 8 mois plus tard. L'analyse statistique a également été effectuée selon l'analyse de variances.

On peut trouver ces procédés et divers autres dans Wishart et Sanders (1955) et Sokal et Rohlf (1960) ainsi que dans de nombreux autres documents sur les statistiques et l'analyse expérimentale.



## statistiques

Tous les mollusques filtrants ont le pouvoir de concentrer les particules et substances chimiques contenues dans l'eau où ils vivent, ce qui donne souvent lieu à des problèmes d'hygiène publique. Cette situation est fréquente sous les tropiques où les sites propices à l'élevage sont justement les estuaires où se concentrent les populations et les industries.

Or les deux principaux types de pollution influant sur la consommation des huîtres et sur les huîtres elles-mêmes sont les effluents industriels et les égouts.

### POLLUTION INDUSTRIELLE

La pollution industrielle comprend les émissions des moulins à papier, des industries chimiques ou alimentaires. Une source de pollution isolée peut n'être qu'un désagrément, mais on trouve rarement une industrie toute seule, elle constitue souvent le point de départ d'un complexe industriel et l'accumulation des polluants peut compromettre l'environnement. Les effluents industriels évacués dans un cours d'eau peuvent produire des effets nocifs sur les animaux marins tels que les huîtres qui y vivent, par : 1) la toxicité, 2) la demande d'oxygène, 3) la matière particulaire.

#### 1. Toxicité.

La toxicité des effluents industriels provient des déchets chimiques. Ils peuvent

parant leur production à une évaluation du potentiel, soit en imposant un quota minimal annuel d'ensemencement par unité de terrain. Les loyers se paient soit en taxes foncières, royautés sur la production, soit en somme d'argent.

Il y a trois éléments importants à prendre en compte dans la location :

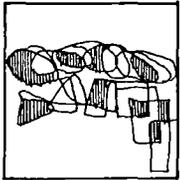
- a) Bail de longue durée. C'est un point essentiel dont dépend la décision d'investir. La durée du bail doit être raisonnablement longue (le plus souvent 21 ans), et la probabilité relative à la reconduction du bail doit être élevée.
- b) Les redevances ou taxes doivent être fixées de façon à inciter le locataire à exploiter son élevage sans retard. Si le terrain a une certaine valeur, il est logique de payer pour le louer. Il serait peut-être judicieux de fixer à un taux minimal les premières redevances et taxes jusqu'à la fin de la première ou de la seconde récolte.
- c) Il est important de procéder à des relevés, marquage et enregistrement précis du terrain loué.

### 3. Propriété privée.

Dans la propriété privée de fonds ostréicoles (généralement zone intertidale), le gouvernement a peu ou pas de contrôle. Le propriétaire n'exploite pas ces terrains ou n'en utilise qu'une partie, il peut donc les louer ou les vendre s'il le juge à propos et il paie des taxes foncières comme un propriétaire-terrien.

### 4. Contrôle local.

Dans certaines régions, ce sont les villes et les villages côtiers qui détiennent le contrôle des ressources conchylicoles et seuls les pêcheurs locaux sont autorisés à exploiter ces bancs.



# pollution

Malgré tous les progrès déjà réalisés en conchyliculture, les biologistes ou les éleveurs eux-mêmes doivent poursuivre des expériences afin d'augmenter le rendement ou vérifier les adaptations ou les changements de méthodes ou d'équipement. Lorsque les résultats diffèrent grandement d'une situation donnée, il n'y a pas lieu de douter de leur exactitude ou de leur bien-fondé. Mais lorsque l'écart est minime, il faut procéder à des mesures quantitatives afin de déterminer s'il s'agit d'un cas isolé ou d'une règle. La bio-statistique est devenue une science mathématique complexe, mais il existe quelques formules simples à utiliser dans presque tous les cas. Et fort heureusement, les recherches en conchyliculture s'apparentent aux recherches agricoles où on pratique l'utilisation extensive de terrains et pour lesquels les statisticiens ont mis au point des méthodes directement applicables aux calculs en conchyliculture. Ces méthodes servent à la fois à la planification de l'expérience et à l'analyse statistique. En fait les méthodes statistiques se rapportant à l'analyse devraient être partie intégrante de la planification, mais il faut peut-être recourir à un professionnel pour réaliser ces études.

Pour les études comparatives, on établit des moyennes de certains facteurs, telle la croissance (longueur, largeur, épaisseur, volume) ou indice de condition (degré d'engraissement des huîtres). Mais pour vérifier les différences statistiques quantitatives, il faut mesurer la variation chez les échantillons dont on compare les moyennes. Si la longueur moyenne d'un groupe d'huîtres est de 50 mm et celle d'un autre de 100 mm, on peut

produire une action toxique directe et immédiate sur les mollusques entraînant la détérioration des tissus ou des activités physiologiques. Les effets indirects se rapportent à la contamination des eaux et particulièrement des organismes dont les mollusques se nourrissent.

## 2. Demande biochimique d'oxygène.

Divers effluents industriels comme les déchets des moulins à papier contiennent des substances organiques qui ont besoin pour se décomposer de quantités d'oxygène assez considérables pour raréfier cet élément essentiel à presque tous les organismes vivants. Une diminution sensible de la concentration d'oxygène peut entraîner l'asphyxie des animaux marins.

## 3. Matière particulaire

Ce sont des particules de bois issues d'une opération des moulins à papier ou des débris organiques provenant des usines alimentaires. Ces matières se déposent en couches sur le fond où elles consomment beaucoup d'oxygène ou bien elles restent en suspension et provoquent le blocage des branchies des organismes filtreurs.

Les effets nocifs de ces trois facteurs sur les huîtres élevées à proximité des établissements industriels se manifestent de différentes façons.

1. La mortalité.
2. Un taux de croissance réduit.
3. Une diminution de l'embonpoint.
4. Des conséquences sur la reproduction.
5. L'intoxication par des métaux lourds.

Même s'il est relativement facile de mesurer chacun des facteurs précités, l'opération devient complexe lorsqu'il faut séparer les effets des effluents de ceux des variations considérables qui se produisent naturellement dans des régions non polluées. Il semblerait logique de comparer en laboratoire les proportions de ces facteurs au taux de pollution connu. Mais ces analyses exigent un approvisionnement d'eau, une multitude d'instruments de mesures et par conséquent, un laboratoire sophistiqué. De plus, il est souvent difficile d'appliquer les résultats de l'environnement statique du laboratoire à une situation réelle, c'est-à-dire dynamique, où la température, la salinité, la lumière, l'approvisionnement de nourriture, les courants, etc., sont constamment en mouvement.

Les travaux sur le terrain donnent donc une mesure plus précise et moins complexe si on utilise une formule comme celle de l'indice de condition. Cette formule intègre ou combine les diverses activités physiologiques de l'huître telles que : battement du cœur, activité ciliaire, action du muscle adducteur, mouvement du manteau et activité de l'appareil digestif. En plus de la mesure réelle de l'indice de condition, il est important de planifier l'expérience. Pour déterminer les effets de diverses concentrations des effluents, les tests devraient être effectués à diverses distances de la source de l'effluent, en supposant que la concentration diminue avec l'éloignement. Les intervalles seront fixés en fonction de la topographie locale et des configurations du courant mais on considère généralement comme fonctionnels des intervalles d'environ 1 km.

On peut choisir un bloc probabilisé répété six fois à chacune des trois stations, soit pour chaque station, six caisses ostréophiles placées sur des bâtis au même niveau d'immersion ou suspendues à un flotteur s'il s'agit d'un élevage continuellement immergé. Chaque caisse (1 m x 1 m) doit contenir au moins 150 huîtres. On divise au hasard les 2 700 huîtres en seize groupes qui sont classés chacun toujours au hasard dans chaque caisse. (On trouve les méthodes de randomisation dans un traité de statistique). Et après, lorsque l'indice de condition a atteint le même degré dans les diverses caisses, on prend des échantillons de 10 à 15 huîtres de chaque caisse tous les mois pendant un an afin de déterminer ce facteur. Cet échelonnement permet d'une part de connaître les différences saisonnières et d'autre part, laisse le temps aux effluents de produire leurs effets nocifs.

Ce plan permet une analyse statistique normalisée (analyse de la variance) où les différences entre les stations et au sein d'une même station peuvent être évaluées. Il

est préférable de s'assurer des conseils d'un biologiste statisticien tant pour l'organisation de l'expérience que pour l'analyse des résultats.

#### POLLUTION PAR LES MÉTAUX LOURDS

Les animaux marins filtreurs peuvent trier et retenir des concentrations relativement élevées de métaux lourds tels que le zinc et le cuivre. Même si ces métaux toxiques n'affectent pas la santé de l'animal lui-même, ils peuvent, en concentration élevée, affecter celle du consommateur. Le taux de concentration de métaux lourds dans un mollusque peut être facilement calculé dans tout laboratoire bien équipé qui le comparera aux normes fixées par le pays intéressé.

#### POLLUTION PAR LES ÉGOUTS

Les huîtres et autres coquillages comestibles ne transmettent pas à l'homme de maladies particulières, mais ils peuvent fréquemment être les vecteurs de la fièvre typhoïde et de l'hépatite infectieuse. Les animaux filtreurs captent et concentrent les particules même microscopiques contenues dans l'eau et parmi celles-ci se trouvent les bactéries et les virus.

Il a été prouvé qu'une bactérie pouvait vivre longtemps à l'intérieur d'un mollusque et elles peuvent se multiplier chez une huître conservée dans un réfrigérateur dans des conditions d'entreposage normales. La cuisson en détruit généralement quelques-unes, mais certaines résistent à la chaleur et parmi celles-ci on compte les types pathogènes les plus dangereux. La préparation d'huîtres écaillées favorise souvent la contamination des autres coquillages. Mais la contamination des huîtres peut se produire aussi bien dans les eaux où elles sont élevées qu'au cours d'une opération de traitement ou de marketing.

#### POLLUTION DANS LES EAUX D'ÉLEVAGE

Les eaux d'un élevage ostréicole peuvent être polluées soit par la décharge directe des égouts soit par le déversement des eaux provenant de fosses septiques mal installées ou non étanches. Elle peut également être causée indirectement par les eaux de ruissellement. Les égouts déchargés par les bateaux sont également une importante source de pollution.

Il est essentiel d'exercer une surveillance étroite de l'industrie conchylicole en appliquant les mesures suivantes :

1. L'analyse bactériologique des eaux d'élevage. Presque tous les pays ont établi des normes de concentration maximale admissible. L'analyse porte sur le pourcentage de coliformes fécaux qui est déterminé à l'aide de techniques standardisées.
2. Les relevés sanitaires. Le service sanitaire est l'un des plus importants de l'industrie conchylicole. On fait un relevé de toutes les sources possibles de contamination de la zone en fonction de la configuration des courants pour déterminer le degré de contamination du gisement aquifère.
3. L'établissement de règlements sévères concernant le fonctionnement des entrepôts des usines de traitement.
4. L'analyse bactériologique du produit fini au moment de sa mise en marché.

#### PURIFICATION DES COQUILLAGES

La purification des coquillages (appelée aussi dépuraison) a été rendue nécessaire par la découverte de la possibilité chez les mollusques filtreurs de trier des particules solides contenues dans l'eau, d'en digérer quelques-uns et d'évacuer le reste dans le mucus des fèces et pseudofèces. Si on place une huître dans un bassin d'eau contaminée par des bactéries, l'huître filtrera ces bactéries et réduira éventuellement la quantité de bactéries ingérées.

C'est le principe des opérations de purification. Le moyen le plus simple est de faire

séjourner les huîtres dans un dégorgeoir rempli d'eau pure pendant environ quarante-huit heures. On obtient le même résultat en plaçant l'huître dans des bassins fermés dans lesquels on fait couler une eau pure ou purifiée. Si la source d'eau est contaminée, on la purifie soit en ajoutant du chlore, soit en la traitant avec de l'ozone ou des rayons ultra-violet.

La purification augmente les coûts de production et il est donc préférable de choisir des parcs où les eaux ne sont pas contaminées. Cependant, le contrôle sanitaire de l'industrie coquillière ne peut être exercé que par un personnel spécialisé disposant de laboratoires complets.

#### TOXINE PARALYSANTE DES COQUILLAGES

L'intoxication se produit lorsque les coquillages absorbent une espèce particulière de dinoflagellés microscopiques contenus dans le plancton. Les mollusques filtreurs concentrent le poison des dinoflagellés sans en être affectés mais ils peuvent empoisonner tout animal à sang chaud qui les consomme. Ce poison hautement toxique peut entraîner la mort. On le détecte et le mesure selon des méthodes chimiques complexes ou en effectuant un test biologique dans un laboratoire en injectant un extrait du coquillage toxique à des rats cobayes.

Ce type d'intoxication constitue un problème permanent dans les eaux tempérées des deux côtés de l'Amérique du Nord mais il est heureusement très rare sous les tropiques. Seuls Papouasie (Nouvelle Guinée) et Sabah (Malaysie) ont signalé des cas sporadiques. Il est important de noter toute prolifération planctonique qui colore l'eau de mer.



## mangroves

La plupart des estuaires et littoraux situés entre le 25° de latitude nord et le 25° de latitude sud sont bordés de forêts impénétrables de palétuviers croissant dans des bas-fonds marécageux.

Même si diverses espèces d'arbres prospèrent dans les mangroves, on y trouve principalement le palétuvier rouge (Rhizophora), noir (Avicenna) et blanc (Laguncularia). Rhizophora se caractérise par de nombreuses racines aériennes formant des arceaux qui soutiennent le tronc de l'arbre; Avicenna diffère du précédent, il est pourvu de pneumatophores qui partent des racines souterraines pour s'élever jusqu'à l'air libre. L'amplitude des marées où se trouvent les mangroves peut varier de 1 à 10 pieds. Le palétuvier rouge est l'espèce prépondérante du littoral. Ses plantules poussent dans environ 16 pouces d'eau, les arbres adultes dans 10 pouces et le palétuvier noir dans environ 6 pouces; on trouve souvent des platanes (Conocarpus) et la forêt tropicale proprement dite après les marécages.

Les palétuviers semblent aimer les sels de l'eau de mer, mais ils peuvent vivre dans une grande variété de salinité, sur le rivage des estuaires où les inondations les immergent d'eau douce pendant de longues périodes jusqu'à un séjour permanent dans l'eau de mer. Les sols sont généralement constitués de vases très fines, visqueuses ou semi-liquides, riches en débris organiques provenant des arbres mêmes.

Contrairement aux forêts tropicales, la flore des mangroves est peu variée, mais la faune est plus riche en espèces, plus diverse, la formation végétale constituant un habitat excellent pour les animaux. Les arbres ne contribuent qu'indirectement à fournir de la nourriture qui est formée principalement de débris organiques de feuilles et de petites branches qui favorisent le développement des champignons, bactéries et

protozoaires. Les forêts de mangroves sont donc considérées comme les régions les plus productives des littoraux malgré la faible concentration générale de plancton.

Les mangroves sont importantes parce qu'elles forment un barrage naturel contre l'érosion causée par les ouragans ou les marées. Elles fournissent un abri aux diverses espèces de poissons, de mollusques et crevettes d'une importance économique certaine. Les palétuviers eux-mêmes sont une source de combustible, naturelle ou transformée en charbon de bois, ils fournissent de la pulpe pour la fabrication du papier, des tanins, des teintures et divers produits médicinaux. Elles doivent être particulièrement protégées et leur exploitation contrôlée afin de ne pas détruire leur équilibre écologique.

La protection des mangroves se répercute sur les huîtres car c'est là qu'on trouve généralement les populations de géniteurs. Les stocks constitués par les élevages devront être plus considérables que ceux prévus actuellement pour compenser la perte des stocks naturels. Cependant, étant donné que les racines de mangroves sont des collecteurs naturels de naissain d'huître, on ne doit en autoriser la coupe pour le recueillir que dans la mesure où elle ne compromet pas la bonne conservation de la forêt.



## recherches prioritaires

L'implantation d'un élevage ostréicole dans une zone encore inconnue est une opération de longue haleine et il est souvent impossible de rassembler simultanément les données requises, faute de main-d'oeuvre ou de financement. Et même lorsqu'on dispose de ressources suffisantes à ces deux niveaux, la préparation peut être longue, une recherche ne pouvant souvent être effectuée que sur la base de données recueillies au cours d'une étude préliminaire. Il faut donc programmer les priorités et l'ordre d'importance s'établit généralement comme suit : la croissance, la reproduction et l'océanographie.

Les études sur la croissance donnent le rythme du développement jusqu'à la taille marchande, les saisons de croissance rapide, les variations de croissance à l'intérieur de la zone et les différences de taille selon le battement des marées ou la profondeur du gisement. Un autre élément essentiel à connaître est le rapport entre la taille de la coquille et le volume de chair. Toutes ces études sont longues et ardues, étant donné la quantité d'huîtres qui doivent être observées pour donner des résultats valables, soit jusqu'à plusieurs centaines d'échantillons par station. Quant au nombre de stations, on le détermine en fonction de la dimension de la zone, de sa configuration géographique, des gradients de salinité et de l'amplitude des marées.

Les recherches sur la reproduction visent à faire connaître l'endroit où elle se produit, les sites les plus propices à la fixation du naissain et les profondeurs ou niveaux les mieux appropriés. On peut à ce stade étudier les matériaux locaux en vue de sélectionner les collecteurs les plus performants mais cette partie de la recherche est généralement effectuée plus tard. Le captage du naissain, qui procède de la collecte de données sur la reproduction, forme la base de l'industrie ostréicole.

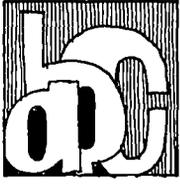
La croissance et la reproduction se rapportent souvent aux conditions océanographiques dont il faut connaître certains éléments. Sous les tropiques, la température varie peu au cours d'une saison, mais une différence même légère peut parfois être très importante. Dans la plupart des cas, étant donné qu'il s'agit presque toujours d'estuaires, la salinité constitue la variable hydrographique majeure et il faut donc étudier les changements selon les profondeurs. La configuration des courants doit également être établie.

Une fois les données de base recueillies, le moment est venu de procéder à l'étude de la méthode d'élevage choisie ou des formules de rechange. On peut simultanément étudier le

cycle d'engraissement (indice de condition), les parasites et les ennemis vivant dans la zone.

On peut s'étonner de ne pas voir figurer au nombre des priorités énumérées ci-dessus, d'autres recherches importantes, notamment la productivité de la zone, c'est-à-dire le niveau de sels nutritifs contenus dans les eaux et les constituants du plancton dont les huîtres se nourrissent. Ces recherches peuvent être menées après la mise en marche de l'exploitation. De fait, c'est l'huître elle-même qui fournit ces indications sur la qualité de l'eau, par le taux de survie, le rythme du développement des coquilles, et le degré d'embonpoint.

Ce sont les procédés d'analyse directs et simples qui permettent la mise au point la plus rapide d'une méthode d'élevage efficace.



# glossaire

- adducteur - muscle servant à fermer la coquille  
amibe - animal unicellulaire le plus primitif des êtres vivants  
anisomyaire - se dit des mollusques dont les adducteurs sont de longueur différente  
anomide - mollusque à coquille très mince destructeur d'huîtres  
aragonite - variété cristalline de carbonate de calcium  
auricule - cavité du coeur qui reçoit le sang du corps  
astérie - échinoderme appelé usuellement étoile de mer
- balane - crustacé qui se fixe aux objets flottant en mer  
bigorneau perceur - petit coquillage qui se nourrit de mollusques en perçant la coquille  
boisseau - 8 gallons américains de matières sèches ou 1,245 p<sup>3</sup>  
branchial - relatif aux branchies  
branchies - organe respiratoire de nombreux aquatiques constitué par des lamelles chez les mollusques  
byssus - filaments par lesquels un mollusque se fixe à son support
- caecum - évagination digitiforme associée à l'appareil digestif  
caisses ostréophiles - casiers grillagés utilisés pour l'élevage des huîtres  
calibre - instrument de mesure à deux mâchoires  
capillaire - vaisseau sanguin extrêmement fin  
cardinifère - se dit des coquillages qui portent une charnière  
cavité palléale - qui se trouve dans le manteau des mollusques  
chitine - substance de soutien de la carapace des insectes  
cils vibratiles - poils très ténus qui créent un courant de liquide dans l'organisme des mollusques par leurs mouvements rythmiques  
cloaque - orifice commun des voies urinaires, intestinales et génitales  
colibacille - bactérie qui vit normalement dans l'intestin de l'homme et des animaux  
collecteur - matériel d'implantation artificiel (tuiles semi-cylindriques, coquilles, etc.) offert aux larves des huîtres  
commensal - se dit des espèces animales associées à d'autres sans leur porter préjudice et dans certains cas, au profit des deux associés  
conchyliologue - scientifique qui étudie les coquilles, les coquillages  
conchyoline - substance cornée de la coquille des mollusques  
copépodes - ordre de crustacés de petite taille, nageurs ou parasites  
crépidule - mollusque à coquille bossue et ovale souvent fixé aux huîtres  
crustacés - classe d'animaux aquatiques articulés tels les crabes et les crevettes
- D.B.O. - abréviation pour Demande Biochimique d'Oxygène : quantité d'oxygène consommée par une matière en putréfaction  
demi-branchie - plaque ou feuillet d'une branchie de mollusque  
dépuration - terme utilisé aux Etats-Unis pour désigner l'opération de décontamination des huîtres provenant d'eaux polluées  
détritus - matière organique fragmentée provenant de débris d'animaux ou de plantes  
diatomée - algue unicellulaire microscopique entourée d'une coque siliceuse  
dinoflagellés - groupe d'algues unicellulaires microscopiques constituant un élément essentiel du plancton  
dissoconque - coquille postlarvaire ou adulte  
diverticule - excroissance latérale de la cavité stomacale
- effluent - ensemble des eaux déversées dans un cours d'eau  
enzyme - substance organique soluble provoquant ou accélérant une réaction  
essai biologique - test par lequel la résistance d'un matériau est déterminée par son opposition à la pénétration d'un animal vivant

estran - zone de battement des marées

estuaire - embouchure d'une rivière où se rencontrent les eaux douces et salées

étales - moment où la mer ne monte ni ne baisse

fèces - résidus indigestibles restant dans le canal alimentaire après la digestion

fécondation - union de l'oeuf et du sperme

filtreur (organisme) - qui se nourrit par filtration

flagellés - organismes microscopiques caractérisés par la présence d'un flagelle, filament mobile servant d'organe locomoteur

follicule - petite formation d'un tissu, en forme de sac

frai - oeufs et sperme

gallon - unité de capacité (États-Unis et Canada) équivalent à 4,54 litres

gamète - cellule reproductrice sexuée

ganglion - renflement sur le trajet d'un nerf

gastrique - relatif à l'estomac

gastropode - genre de mollusques qui possèdent souvent une coquille spirale

genre - division fondée sur un ou plusieurs caractères communs à diverses espèces,

les animaux et les plantes sont désignés comme suit: Crassostrea (genre)

gigas (espèce)

gonade - glande sexuelle qui produit l'oeuf ou le sperme

glycogène - substance de structure semblable à celle de l'amidon présente dans l'organisme humain et animal

halocline - région de changement vertical abrupt de salinité

hybride - animal ou végétal résultant d'un croisement de races ou d'espèces différentes

hypostracum - couche de matière calcaire sous le muscle adducteur

incuber - conserver les oeufs jusqu'à l'éclosion

indice de condition - formule pour apprécier le volume de la chair d'une huître

intracellulaire - qui se trouve ou se produit dans une cellule

invertébré - animal sans colonne vertébrale

labial - qui appartient aux lèvres

lamelle - structure en forme de feuillet ou de petite lame

lamelibranches - nom donné aux mollusques munis de branchies en lamelles, tel l'huître, la palourde

larve - stade de développement entre l'oeuf et le mollusque adulte

larvipare - se dit des mollusques qui incubent leurs oeufs dans la cavité palléale

ligament - partie élastique qui réunit les deux valves

limorie - genre de crustacés dont une espèce creuse des galeries dans le bois immergé

lobe - protubérance arrondie ou repliée

manteau - repli de peau qui recouvre la masse viscérale et secrète une coquille

marée de morte eau - marée de faible amplitude

marnage - élévation de la mer au-dessus de son niveau normal par suite de la marée

microgramme - millionième partie du gramme

micromètre - appareil de précision permettant la mesure de petites longueurs

micron - unité de longueur égale à un millionième de mètre

microphage - se dit des animaux qui se nourrissent de microorganismes

nacre - substance calcaire irisée produite par certains mollusques à l'intérieur de leur coquille

naissain - embryons ou larves des huîtres

narcotiser - immobiliser temporairement un être vivant à l'aide d'un narcotique

océanographie - science qui a pour objet l'étude des océans

oculaire - partie du microscope près duquel on applique l'oeil

oesophage - partie de l'appareil digestif qui va du pharynx à l'estomac

ostréiculture - élevage des huîtres

ovaire - glande génitale femelle qui produit les oeufs

palpe - organe sensoriel

parasite - être vivant qui se nourrit de la substance de son hôte

patelles - mollusque à coquille conique souvent fixé aux huîtres  
 péricarde - membrane entourant le coeur  
 periostracum - couche externe rugueuse de la coquille des mollusques  
 péritonéal - qui se rapporte à la cavité contenant le corps  
 pétoncle - mollusque bivalve comestible  
 pholade - mollusque qui a la propriété de creuser des trous dans la roche calcaire ou les coquilles  
 pimothère - petit crabe commensal vivant dans les huîtres ou en association à diverses espèces marines sans leur porter préjudice  
 plancton - ensemble des êtres microscopiques ou de petite taille en suspension dans la mer  
 pleural - relatif à la plèvre, enveloppe des poumons  
 pneumatophore - organe respiratoire émergeant des racines des arbres des mangroves  
 pore - petit orifice  
 prédateur - se dit d'animaux qui tuent d'autres espèces pour se nourrir  
 prodissoconque - coquille larvaire d'un mollusque  
 promyal - situé en avant du muscle  
 provinculum - charnière primitive d'un mollusque  
 pseudofèces - particules rejetées par le mécanisme de triage des aliments  
  
 sacculiforme - qui a la forme d'un petit sac  
 salinité - teneur en sel des eaux marines généralement exprimée par ‰  
 salissure - se dit des plantes ou animaux qui se fixent sur les huîtres  
 statocyste - organe agissant aux points de vue de l'équilibre et de l'orientation  
 stylet cristallin - organe gélatineuse et en forme de bâtonnet de l'appareil digestif de certains mollusques  
 sulfater - en papeterie, traitement (alcalin) de la pulpe au sulfure de sodium et hydrate de soude  
 sulfitage - en papeterie, traitement de copeaux dans une liqueur de cuisson ou sulfite neutre de sodium tamponné par du bicarbonate de soude  
 suprabranchial - qui se trouve au-dessus des branchies  
  
 taxinomie - science de la classification des animaux et des plantes  
 thermocline - zone de discontinuité entre deux masses d'eaux marines de température différente  
 thermographe - instrument qui enregistre les variations de la température  
 trochophore ou trochosphère - forme larvaire primitive des mollusques  
 trophique - relatif à la nutrition  
 tubulaire - qui présente un ou plusieurs petits tubes  
 turbidité - état d'un liquide trouble  
  
 umbo - sommet  
 unité souris - unité de mesure  
  
 véliconque - larve de mollusques pourvue des deux types de prodissoconques  
 véligère - se dit des larves de mollusques munies d'un voile  
 velum - diaphragme chargé de la fonction locomotrice de la larve véligère des mollusques  
 ventricule - principale cavité du coeur  
 ver plat - ver minuscule dont plusieurs espèces sont parasites  
 vésicule - petit organe creux en forme de sac  
 viscéral - relatif aux viscères  
 vulnérants (animaux) - se dit des animaux nuisibles qui sans être parasites causent des lésions à d'autres organismes  
  
 zostère marine (aux É.-U.) - plante aquatique verte lamelliforme se reproduisant par graines



# bibliographie

- ARAKAWA, K. Y., 1973. Handbook for prevention and extermination of fouling organisms attached to cultured oysters. Hiroshima Fisheries Experimental Station, Hiroshima, Japan. Canadian Translation #522189. Étude exhaustive du problème des salissures au Japon, y compris les méthodes de lutte contre différentes espèces.
- CAHN, R. A., 1950. Oyster Culture in Japan. U.S. Fish and Wildlife Service Fishery Leaflet 383. U.S. Government Printing Office, Washington 25, D.C. Description bien illustrée de la biologie et des méthodes d'élevage de plusieurs espèces d'huîtres japonaises surtout l'élevage suspendu à un radeau.
- CHANLEY, P. E. et J. D. ANDREWS, 1971. Malacologia 11(1): 45-119. Procédés d'identification des larves de bivalves de Virginie.
- GALTSOFF, P. S., 1964. The American oyster Crassostrea virginica (Gmelin). Fishery Bulletin of the Fish and Wildlife Service. 64. U.S. Government Printing Office, Washington 25, D.C. pp. 480. Description complète et détaillée de l'anatomie et de la physiologie de Crassostrea virginica.
- HYMAN, L.H., 1967. The Invertebrates, Volume VI - Mollusca I. McGraw-Hill Book Co., Inc., New York & London. 792 p.
- KORRINGA, P., 1976. Development in Aquaculture and Fisheries.
- Volume 1. Farming marine organisms low in the food chain. 264 p.
- Volume 2. Farming the cupped oysters of the genus Crassostrea. 224 p.
- Volume 3. Farming the flat oyster of the genus Ostrea. 238 p.
- Elsevier Scientific Publishing Co., Amsterdam-Oxford-New York. Examen complet de l'économie ostréicole et des méthodes d'élevage dans plusieurs pays. Certaines opérations sont détaillées.
- LOOSANOFF, V.L., 1965. The American or eastern oyster. Circular 205. Bureau of Commercial Fisheries, U.S. Fish and Wildlife Service. U.S. Government Printing Office, Washington 25 D.C. Bref exposé de l'élevage de Crassostrea virginica sur la côte est des États-Unis.
- LOOSANOFF, V. L., H. C. DAVIS et P. E. CHANLEY, 1966. Dimensions and shapes of larvae of some marine bivalve molluscs. Malacologia 4, No. 2:351-935. Description et illustrations d'une vingtaine de larves de divers bivalves, surtout des espèces de l'Atlantique ouest.
- MEDCOF, J. C., 1961. Oyster farming in the Maritimes. Bulletin No. 131. Fisheries Research Board of Canada. Queen's Printer, Ottawa. Traité d'ostréiculture décrivant les méthodes pratiquées dans les provinces maritimes du Canada.
- MIYAZAKI, I., 1936. On the development of some marine bivalves, with special reference to the shelled larvae II. Jour. Imp. Fish. Inst. XXXI, pp. 35-41. Identification de quelques larves de bivalves communes au Japon, avec illustrations intéressantes.
- PANTIN, C. T. A., 1946. Notes on microscopical technique for zoologists. Cambridge University Press. pp. 73. Connaissances élémentaires pour les profanes.

- QUAYLE, D. B., 1969. Pacific Oyster Culture in British Columbia. Bulletin 169, Fisheries Research Board of Canada. Queen's Printer, Ottawa. 192 p. Description détaillée de toutes les opérations ostréicoles de la méthode pratiquée en Colombie-Britannique. Plusieurs autres points sont traités tel que : l'anatomie, le cycle biologique, les méthodes d'élevage, le traitement, l'hygiène et la gestion d'une exploitation.
- QUAYLE, D. B., 1971. Pacific oyster raft culture in British Columbia. Bulletin 178. Fisheries Research Board of Canada. Queen's Printer Ottawa. pp. 34. Bref exposé de l'utilisation possible de radeaux pour des élevages suspendus en Colombie-Britannique.
- QUAYLE, D. B., 1975. Tropical oyster culture. A selected bibliography. International Development Research Centre. IDRC-052e. Ottawa. pp. 40. Liste de publications sur l'ostréculture.
- QUAYLE, D. B. et D. W. SMITH. A guide to oyster farming. Marine Resources Branch. Department of Recreation and Travel Industry. Victoria, B.C. pp. 54. Version abrégée du bulletin 169 de D.B. Quayle, informations économiques mises à jour.
- REES, C. B., 1950. The identification and classification of lamellibranch larvae. Hull Bulletins of Marine Ecology. Vol. III, No. 19, pp. 73-104. Procédés d'identification de larves et plan de classification pour aider à placer une larve dans son groupe. Méthode relative aux larves de la Mer du nord mais aussi valable ailleurs.
- SOKAL, R. et F. J. ROHLF, 1960. Biometry. W. H. Freeman, San Francisco. pp. 776. Exposé complet des techniques statistiques utilisées en biologie.
- STEEDMAN, H. F. (ed.), 1976. Zooplankton fixation and preservation. Monographs on oceanographic methodology #4. The Unesco Press. Paris. Série d'articles sur le traitement et la conservation des échantillons de plancton.
- THOMSON, J. M., 1954. Handbook for oyster farmers. C.S.I.R.O. Australia, Division of Fisheries, Circular No. 3, pp. 21. Notions de biologie de l'huître d'Australie et description de l'élevage sur pieux.
- WALNE, P. R., 1974. Culture of Bivalve Molluscs. Fishing News (Books) Ltd., 23 Rosemount Ave., West Byfleet, Surrey, England. pp. 173. Cinquante années d'expérience à Conwy.
- WISHART, J. et H. G. SANDERS, 1955. Principles and Practices of Field Experimentation. 2nd ed. Technical Communication 18 of the Commonwealth Bureau of Plant Breeding and Genetics, Cambridge. W. Heffer & Sons, Ltd. Cambridge, pp. 133. Exemples d'expériences agricoles effectuées sur le terrain dont certaines peuvent être appliquées directement aux études conchyliques.
- YONGE, C. M., 1960. Oysters. Collins, Lond & Glasgow. pp. 209. Exposé général sur

