

Rapport interne ISTPM

227

Dile

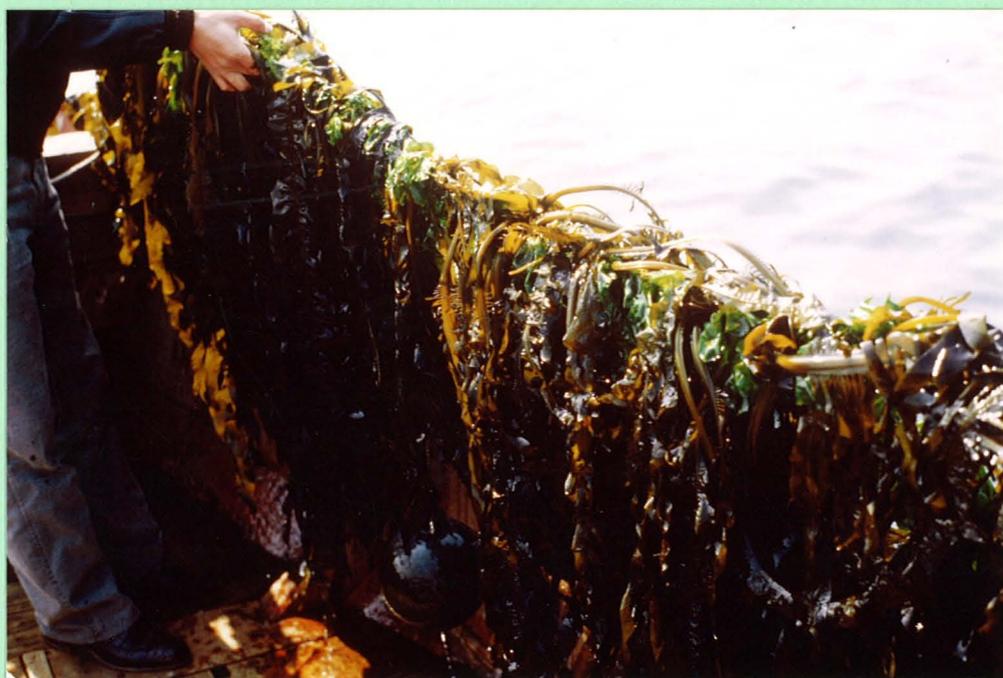
*Institut Scientifique et Technique des Pêches Maritimes*

*Laboratoire d'Algologie Appliquée*

*POSSIBILITE DE CULTURE DE L'ALGUE ALIMENTAIRE  
UNDARIA PINNATIFIDA SUR LES COTES DE FRANCE*

*L'ENSEMENCEMENT*

*par R. PEREZ et R. KAAS*



**Institut Scientifique et Technique des Pêches Maritimes**

*Laboratoire d'Algologie Appliquée*

**POSSIBILITE DE CULTURE DE L'ALGUE ALIMENTAIRE  
UNDARIA PINNATIFIDA SUR LES COTES DE FRANCE**

---

**L'ENSEMENCEMENT**

## AVANT-PROPOS

L'activité que l'on nomme aquaculture fournit annuellement à l'homme près de 3 300 000 tonnes de produits frais.

Parmi ces 3 300 000 tonnes, 2 400 000 tonnes sont représentées par des algues alimentaires ou industrielles, soit plus des deux tiers.

En Corée, la culture des algues anime un chiffre d'affaire de 10 milliards de francs (NF) pour une récolte de 80 000 tonnes de *Porphyra* et 330 000 tonnes d'*Undaria*.

Au Japon, le chiffre d'affaire de la culture algale est 8 fois supérieur à celui de l'ostréiculture japonaise qui est elle-même 5 fois supérieure à la nôtre.

La Chine détient depuis 1979 le record de production d'algues par culture puisqu'elle récolte annuellement 1 300 000 tonnes de *Laminaria japonica*, espèce introduite, acclimatée et rendue plus performante par hybridation. Elle s'est lancée en 1980 dans la culture de l'algue *Macrocystis pyrifera* avec pour objectif la production d'alginate. Il faut environ 6 ans pour qu'un peuplement de *Macrocystis* soit exploitable. En 1987, la Chine sera donc en mesure de prendre une place importante sur le marché des phycocolloïdes comme elle a acquis une place de premier plan, avec *Laminaria japonica*, sur le marché des algues alimentaires.

Devant cette évolution sans précédent, seuls les pays qui auront à temps ajouté à l'exploitation des algues sauvages la culture intensive pourront rester compétitifs. La France doit être de ceux-là.

Etude réalisée avec un crédit de 250 000 F provenant de l'Institut Scientifique et Technique des Pêches Maritimes et une aide de 50 000 F allouée par le Centre National pour l'Exploitation des Océans.

BIOLOGIE ET ESSAIS DE CULTURE

d'*UNDARIA PINNATIFIDA*

SUR LES COTES DE FRANCE

Par René PEREZ et Raymond KAAS (1)

En 1971, un ostréiculteur de l'étang de Thau découvrait dans son parc à huîtres une algue qui lui paraissait étrange pour le lieu : il s'agissait en effet de l'espèce *Undaria pinnatifida* (MARVEY) SURINGAR (fig. 1), originaire du Japon, sans doute introduite involontairement sous forme de plantules ou de spores en même temps que le naissain d'huîtres importé d'Extrême-Orient.

Loin de disparaître, l'espèce a peu à peu étendu son aire de répartition dans l'étang (fig. 2) en se fixant indifféremment sur les structures qui soutiennent les parcs et sur les poches à moules ou à huîtres.

En 1983, elle a franchi les limites du bassin de Thau puisqu'on la signale en milieu ouvert le long des digues protégeant le port de Sète. On ne devrait pas être surpris qu'elle se répande progressivement le long du rivage méditerranéen.

---

(1) Avec la collaboration technique de M. NA GUI HWAN, Directeur de l'écloserie de Halin (île de Chaso - République de Corée).

Les ostréiculteurs considèrent cette algue comme une nuisance parce qu'elle les oblige à un nettoyage supplémentaire de leurs installations. Mais, par rapport aux espèces *Laminaria japonica* et *Sargassum muticum*, elle n'est qu'une nuisance passagère puisque *Undaria* est une espèce annuelle, la forme macroscopique apparaissant vers la mi-novembre et disparaissant totalement vers la mi-juillet.

*Undaria pinnatifida* est remarquable par sa teneur en protéines qui atteint 15 % du poids sec, en sels minéraux et en vitamines. C'est pourquoi elle fait partie, en Extrême-Orient, des algues les plus consommées par l'homme. La demande, en dépassant de loin la production naturelle, a eu pour conséquence le développement de la culture d'abord extensive puis intensive : ainsi, le Japon produit annuellement 100 000 tonnes d'*Undaria* pour une consommation potentielle de 140 000 tonnes. De même, en Corée où un effort considérable a été fait au cours de ces cinq dernières années tant sur le plan de la recherche que sur celui de l'organisation de la culture intensive, la récolte est actuellement de l'ordre de 330 000 tonnes par an dont une partie est exportée. Plus de 170 000 hectares sont consacrés dans ce pays à cette culture qui occupe à plein temps quelques 2 700 algoculteurs.

Une fois récoltée, l'algue est ébouillantée pendant 3 minutes, puis immergée dans un bain froid et égouttée. Elle se réduit alors à 20 % de son poids initial. Saturée en sel, séparée de sa nervure centrale (dont l'hydratation encore élevée pourrait faire craindre des phénomènes de fermentation) découpée en lanières et emballée, elle est vendue sous le nom de "WAKAME" (la nervure centrale est utilisée sous d'autres formes). C'est le mode de conditionnement le plus fréquent, mais elle peut aussi être vendue après un simple séchage à l'air atmosphérique ou à l'air chauffé. Des essais sont actuellement faits pour parvenir à la vente fraîche, emballée dans des sacs plastique transparents avec stérilisation par ionisation (rayonnement gamma).

Il existe pour cette algue, tant en Europe qu'aux Etats-Unis, un marché non négligeable représenté par les émigrés asiatiques qui s'approvisionnent pour l'instant régulièrement en Extrême-Orient, par les

restaurants exotiques (plus de 4 000, seulement en région parisienne) ainsi que par les chaînes homéopathiques, végétariennes et diététiques dont le nombre va croissant. De ce fait, *Undaria pinnatifida* pourrait constituer sur nos côtes une ressource intéressante à exploiter. C'est pourquoi un programme de recherche a été entrepris sur cette espèce pour définir dans un premier temps sa biologie dans ce nouveau biotope qu'est pour elle le rivage méditerranéen, puis, dans un deuxième temps, pour mettre au point la technique de culture intensive en s'inspirant des méthodes utilisées en Extrême-Orient.

#### I - BIOLOGIE D'UNDARIA PINNATIFIDA DANS L'ETANG DE THAU

Les premières séries d'informations recueillies mensuellement datent de janvier 1980 : elles ont fait l'objet d'un article préliminaire dans le bulletin "Science et Pêche" publié par l'Institut Scientifique et Technique des Pêches Maritimes en juillet 1981 sous le n° 315.

L'étude a été poursuivie en 1981 et 1982 pour confirmation.

L'espèce apparaît à l'oeil nu vers la mi-novembre sous l'aspect de plantules à forme lancéolée pourvues déjà d'une lame et d'un stipe bien différenciés. Le stipe se prolonge dans la lame sous forme d'une nervure centrale (fig. 3).

La croissance a lieu pendant l'hiver. En février, la lame constituera un ruban de 50 à 60 cm de longueur puis s'élargira plus de sa base que du sommet tout en se découpant en lanières horizontales. Début mars, elle atteint ses dimensions maximales :

longueur totale lame + stipe	73 à 80 cm
longueur du stipe	17 à 20 cm
largeur de la lame	48 à 50 cm
largeur du stipe	172 mm
poids total	182 g.

La partie basale du stipe a commencé à s'élargir dès le mois de février en deux "ailes", d'abord planes, qui vont, à mesure qu'elles se développent, se torsader jusqu'à donner l'impression d'une spirale entourant le stipe.

Ce sont sur ces ailes qu'apparaissent vers la mi-mai les taches sombres formées par l'accumulation de sacs microscopiques, les sporocystes, contenant chacun 30 à 50 grains de 5 à 6  $\mu$  de diamètre : les spores.

A partir du moment où elle devient fertile, l'algue ne croît plus. Elle se désagrège progressivement du sommet vers la base jusqu'à se réduire à un stipe de plus en plus court et déchiqueté. Il ne reste en juillet que la partie spiralée portant encore quelques éléments reproducteurs et de nombreux épiphytes sur sa bordure. Fin juillet, on n'en trouve plus trace.

Si, au Japon et en Corée, les *Undaria* sauvages constituent des peuplements denses jusqu'à 7 m de fond et parviennent à l'état clairsemé jusqu'à 13 m, dans l'étang de Thau l'espèce se localise près de la surface puisqu'elle ne descend jamais au-dessous de 2 m de profondeur.

Pour certains, la limitation à ce niveau élevé serait liée à l'énergie lumineuse dont le gamétophyte femelle aurait besoin pour devenir fertile. Les essais en chambre à éclairage contrôlé ne confirment pas cette hypothèse ; en effet sous 3 000 lux, il y a bien apparition de plantules dès lors que la température voisine 17°C.

Pour d'autres, ce comportement pourrait résulter de la compétition interspécifique et plus particulièrement de la présence du genre *Codium* qui tend à s'appropriier la plupart des substrats. En fait, les raisons de cette limitation au voisinage de la surface n'ont pu être établies avec certitude.

Si l'on compare la biologie d'*Undaria* dans l'étang de Thau et celle de la même espèce cultivée en Corée et au Japon, on constate un retard de 2 à 3 mois en ce qui concerne le développement en France. Mais,

si l'on prend comme référence, non les peuplements cultivés, mais les peuplements naturels, on n'enregistre aucune différence entre les trois pays. C'est seulement le processus de culture qui permet de gagner 2 à 3 mois sur l'évolution naturelle, comme nous le verrons plus loin, ce qui se traduit par un gain de qualité.

Deux missions d'études ont été effectuées en Corée par les chercheurs du laboratoire d'Algologie Appliquée de l'ISTPM (PEREZ, 1980 - KAAS, 1983). Le but était de s'instruire sur le terrain et en laboratoire des méthodes de culture intensive pratiquée dans ce pays afin de les appliquer en France.

## II - TECHNIQUES DE CULTURE

La culture se fait sur des cordages de 12 à 15 mm de diamètre qui servent de "porteurs". Ils sont maintenus à 1 m sous la surface par un équilibre entre un flotteur de 2 litres (fig. 4) et un poids de 200 à 300 g disposés tous les 3 mètres. Ces cordages sont orientés perpendiculairement à la houle. La nature et la profondeur du substratum marin importent peu. Le cordage est chargé, entre la fin septembre et la mi-octobre, d'une cordelette portant des plantules d'*Undaria*.

Cette cordelette est soit enroulée en spirale autour du cordage porteur, soit découpée en brins de 5 à 6 cm, introduits entre les torons du cordage, un tous les 10 cm (fig. 5).

L'enroulage de la cordelette autour du cordage porteur a l'avantage d'être une opération rapide ; mais, lorsque les plantules atteignent 10 à 15 cm de longueur, il faut diminuer la densité en conservant un seul plant tous les 10 cm. Cette phase n'est pas nécessaire dans le cas du découpage en brins.

De temps en temps, il faut secouer les cordages pour provoquer l'arrachage et la chute des algues vertes (*Ulva*, *Enteromorpha* et *Cladophora*) qui peuvent s'y être fixées. Si cela n'est pas suffisant, on place alors temporairement le cordage à une profondeur où ces algues ne peuvent pas subsister et disparaissent (en principe au plus 6 m sous la surface).

La récolte a lieu en mars-avril. On doit obtenir pour une bonne rentabilité une moyenne de 10 kg de tissus frais au mètre de cordage avec un maximum possible de 15 kg par mètre. Cette culture occupe un pêcheur pendant 4 à 5 mois.

Le point le plus délicat est l'ensemencement de la cordelette. Il faut qu'elle porte assez de plantules pour qu'on obtienne, au moment de la récolte et malgré les pertes, au moins un plant tous les dix centimètres. Cette phase capitale est basée sur l'utilisation du cycle de reproduction et des facteurs qui le contrôlent, cycle dont il est bon, pour la compréhension des opérations qui vont suivre, de rappeler les principales phases.

#### 1) Le cycle de reproduction (fig. 6)

Lorsque l'algue parvient à maturité, l'aile disposée en spirale (elle peut atteindre jusqu'à 10 cm de largeur) autour du dernier tiers basal du stipe se couvre de taches marron-foncé de plus en plus étendues (fig. 7). Ces taches constituées par des milliers de sacs microscopiques contenant des granulations sphériques de 5 à 6  $\mu$  de diamètre : les spores.

Une fois libérées dans le milieu, les spores nagent de quelques minutes à quelques heures (selon les conditions ambiantes) à l'aide de leurs deux flagelles puis se fixent et germent en filaments microscopiques plus ou moins ramifiés : les gamétophytes.

Les gamétophytes mâles libèrent des gamètes flagellés, alors que les gamétophytes femelles produisent des gamètes pratiquement immobiles. Le gamète mâle vient féconder le gamète femelle.

Le zygote issu de cette union germe en une plantule lancéolée et peu échancrée sans aile sur le bas du stipe. Les divisions horizontales et les ailes spiralées apparaîtront plus tard au cours du développement.

La connaissance parfaite de ce cycle et les facteurs qui en contrôlent les différentes phases ont permis de développer la culture intensive.

Jusqu'en 1981, la technologie d'ensemencement des cordelettes au moyen de spores était la seule connue et largement utilisée tant au niveau des artisans indépendants que des sociétés, coopératives ou groupements privés. On l'emploie encore fréquemment ; mais, comme on le verra plus loin, elle est moins bien pratiquée que le procédé dit du "Free-Living" (mis au point ces derniers mois) qui lui est progressivement substitué.

## 2) Technique d'ensemencement des cordelettes directement par spores

### a) Les expériences

Les séries d'opérations qui sont décrites ici ont été faites à la station ISTPM de Bouin (fig. 8) sous une serre recouverte d'une enveloppe plastique transparente. L'eau de mer utilisée a été prélevée dans le canal d'alimentation directement relié à la mer. Avant d'arriver dans les bassins expérimentaux, elle a été filtrée d'abord sur une toile en rhovyl, puis par passage à travers une série de filtres en cartouche permettant de retenir les particules dont la plus petite dimension est supérieure à  $1 \mu$  (fig. 9).

En mai, juin et juillet, nous avons prélevé à plusieurs reprises dans l'étang de Thau de nombreuses bases fertiles. Le choix s'est porté sur les plus larges et les plus sombres, c'est à dire les plus riches en spores.

Après avoir été soigneusement brossées au moyen d'un pinceau à poils doux pour les débarrasser des épiphytes et des bryozoaires qui les habitaient (surtout de la fin juin à la mi-juillet), elles ont été conditionnées pour l'émission des spores dans un lieu frais sans qu'elles soient en contact les unes avec les autres. Dans ces conditions, maintenues pendant 12 à 18 h, elles subissent un début de déshydratation. De glissantes, elles deviennent rêches au toucher et colorent l'extrémité des doigts de trainées marrons, signes qu'elles sont prêtes à émettre les spores.

Elles ont été alors immergées dans un bassin (dit d'ensemencement) contenant de l'eau de mer filtrée, dans la proportion de 10 kg de bases par mètre cube d'eau. La remise à l'eau produit un gonflement brusque des

tissus de l'algue et un éclatement des sporocystes permettant la libération des spores. Ce phénomène étant accéléré et amplifié par le mouvement de l'eau, il faut vigoureusement agiter l'eau du bassin pendant 20 à 30 minutes.

L'eau, claire au départ, devient progressivement brunâtre en raison de la multitude de spores libérées (ils ont chacun un chromatophore brun) et des substances mucilagineuses exsudées. L'évolution de la quantité de spores nageantes a été suivie par des prélèvements d'eau observés au microscope au grossissement 100. L'expérience a montré que, pour parvenir à un ensemencement correct, il faut compter dans le cercle lumineux du microscope 30 à 40 spores nageantes.

A ce moment là, on a procédé à l'immersion dans le bassin d'ensemencement de cadres en plastique, à bords dentelés, de 30 cm de côté sur chacun desquels ont été enroulés en spirale régulière 70 à 75 mètres de cordelette. Les cadres disposés verticalement jouent le rôle de collecteurs. Au hasard de leurs déplacements, des spores ont rencontré les cordelettes et s'y sont fixées.

Au bout de 40 à 45 minutes, les cadres ont été retirés du premier bassin et placés, toujours en position verticale, dans un autre bassin (bassin de développement) contenant de l'eau de mer filtrée (fig. 10).

Il faut impérativement contrôler le déroulement du cycle de reproduction de façon à ce que les plantules atteignent la taille optimale au moment précis où le milieu naturel est apte à les recevoir, c'est à dire de la mi-septembre à la mi-octobre, lorsque la température de l'eau de mer baisse en-dessous de 19°C. Il est donc nécessaire de freiner leur germination et leur croissance sinon elles parviendraient rapidement à une taille trop importante pour les garder en bassin alors que les conditions du milieu naturel ne seraient pas encore convenables, ce qui entraînerait, bien entendu, une très forte mortalité.

C'est pour cette raison que la serre d'expérimentation a été recouverte d'une toile en rhovyl blanche et chaque bac recevant les cadres ensemencés d'une plaque de polystyrène expansé. Ainsi l'éclairement a pu

être maintenu durant juillet et août en dessous de 1 000 lux. Les gamétophytes se développent alors lentement. Ils sont visibles à l'oeil nu après la cinquième semaine sous forme de minuscules points noirs. On en comptait un tous les 10 cm en 1982, signe d'un ensemencement à peine correct. En 1983, la technique a été mieux maîtrisée : on comptait en effet 3 à 4 points noirs par dizaine de centimètres, signe d'un ensemencement excellent.

L'observation au microscope montre que, lorsque la température dépasse 27°C, les gamétophytes prennent une forme de résistance (fig. 11) caractérisée par l'épaisseur des parois cellulaires. Il faut donc opérer de façon à ce que la température de la serre reste inférieure à 27°C malgré une température extérieure qui, en juillet, dépassait 30°C. La couverture blanche en rhovyl y a contribué ainsi que l'ouverture quasi permanente de deux portes apposées de la serre, ce qui créait un courant d'air rafraîchissant.

Le maintien de l'éclairement autour de 1 000 lux a l'avantage, en outre, de freiner le développement d'algues concurrentes comme les ulves et les entéromorphes. Pour empêcher la prolifération des diatomés et des cyanophycées qui auraient tôt fait d'étouffer les gamétophytes d'*Undaria*, l'eau a été changée tous les trois jours durant la période suivant l'ensemencement, puis régulièrement une fois par semaine. De plus, tous les quinze jours, chaque collecteur a été soumis à un léger brossage avec un pinceau à poils doux.

Après quelques essais et contrairement à ce qu'indiquent quelques publications, il a paru clairement qu'il fallait s'abstenir d'ajouter des sels nutritifs et de provoquer une agitation par bullage, car à cette période (juillet-août), ces conditions profitent plus aux diatomés qui prolifèrent alors très rapidement qu'aux gamétophytes d'*Undaria* en phase de latence.

Dans ce type d'ensemencement, il est impossible, malgré le filtrage de l'eau de mer, de travailler en culture uni-algale. En effet, même si, avant de plonger les bases fertiles dans le bassin d'ensemencement, on a procédé à un brossage répété suivi d'un rinçage à l'eau filtrée, quelques espèces d'algues parviennent à passer au travers de ces opérations ;

au profit de la réhydratation et du brassage, elles émettent elles aussi des éléments reproducteurs dont certains viennent se fixer sur les collecteurs ou sont pris dans le réseau des cordelettes, attendant la moindre occasion pour envahir le milieu en se multipliant.

b) Les remarques

. Le collecteur (fig. 12)

Le premier problème fut la réalisation du collecteur de spores, c'est à dire du cadre supportant la cordelette de culture.

En Corée et au Japon, la profession utilisant de très nombreux cadres, des usines en assurent la fabrication.

Pour notre part, nous avons dû les confectionner nous-mêmes d'abord à partir de linteaux de fer, ce qui les rendaient lourds, difficiles à manier et sensibles à l'action corrosive de l'eau de mer malgré la couche de peinture qui aurait dû en principe les protéger.

Par la suite, le choix s'est orienté vers l'utilisation de barrettes de plastique type "Altuglas" de 30 cm de long, 3 cm de large et 1 cm d'épaisseur, collés perpendiculairement les unes par rapport aux autres. On obtient ainsi un matériel solide, pratiquement inusable, peut-être un peu cher (32 F pièce). On devrait pouvoir abaisser ce prix de revient au-dessous de 9 F en remplaçant l'altuglas par du tuyau plastique creux tel que celui utilisé comme gaine pour protéger le passage des fils électriques. On obtient à peu près les mêmes qualités qu'avec l'altuglas à condition d'éviter le reliquat d'air dans les tuyaux, ce qui ferait flotter les cadres.

Le diamètre de la cordelette n'a pas d'importance a priori ; il faut chercher à utiliser une cordelette pas trop grosse de façon à éviter qu'elle ne se casse pas en mer. Après plusieurs essais, le fil en polyamide du type "Kuralon", de 1,05 mm de diamètre, composé de trois brins s'est révélé être la meilleure solution. Les cordelettes en polyéthylène n'ont pas donné de bons résultats : les spores d'*Undaria* ont, semble-t-il, des difficultés à s'y fixer ; par contre, les algues concurrentes s'y fixent parfaitement.

L'expérience a montré que, quel que soit le tressage, trois précautions importantes doivent être prises :

- pour éliminer la toxicité intrinsèque de la cordelette, on peut la laisser tremper pendant 10 à 15 jours en eau de mer courante. L'inconvénient de cette pratique découle du fait que la cordelette se charge de particules ou d'algues microscopiques qu'il est difficile ensuite d'éliminer. Aussi lui préfère-t-on un passage de 2 à 3 heures dans de l'eau bouillante. Le fil en "Kuralon" est ensuite enroulé autour du cadre qui a séjourné préalablement une semaine en eau douce courante

- pour faciliter la circulation de l'eau à travers le collecteur le fil ne doit pas être enroulé en une spire serrée dont chaque tour est en contact avec le tour précédent : chaque tour doit être séparé du suivant et du précédent par un espace de 2 à 3 millimètres (fig. 13). Pour que cet espace subsiste en permanence les bords supérieur et inférieur du cadre ont été entaillés par un trait de scie tous les 3 mm : la cordelette se trouve stabilisée à l'intérieur de ces encoches

- enfin, pour éviter la naissance de plantules sur les barbules du fil sur lesquelles elles seraient mal fixées et pourraient se détacher trop facilement, il faut réaliser une opération de brûlage en passant rapidement le collecteur devant une flamme de lampe à souder : les barbules sont alors détruites.

#### . La période de fertilité

Le désavantage de ce mode d'ensemencement au moyen d'un très grand nombre de spores réside dans le fait que la période de production des éléments reproducteurs est limitée à la période comprise entre la mi-mai et la mi-juillet.

Si on ne réussit pas l'ensemencement durant cette période, on ne dispose plus ensuite de bases fertiles et l'opération (ou l'ensemencement) doit être reportée à l'année suivante ; c'est la principale raison qui a freiné ce travail de recherche.

#### . Maîtrise des facteurs contrôlant la production des spores

Dans un premier temps, nous avons essayé un certain nombre d'échecs dus au fait que nous n'avions pas la possibilité de régler avec assez de précision les facteurs principaux influençant le cycle de reproduction.

En effet au centre ISTPM de Sète, où furent réalisés les premiers essais, les opérations ont été faites à l'extérieur du laboratoire et il était pratiquement impossible de réduire convenablement l'éclairement et la température de l'eau de mer ; les plantules avaient une croissance trop rapide, ce qui a provoqué une très forte mortalité lorsque, en août, il faisait plus de 30°C à l'ombre.

Il a fallu se résoudre à effectuer une partie des expériences à Nantes dans une salle à température et éclairement réglables.

Or, malgré toutes les précautions prises, tout au long du trajet Sète-Nantes en automobile, avec des échantillons fertiles récoltés quelques minutes avant le départ de Sète, les bases (parvenues 12 heures après à Nantes) ne libéraient pas assez de spores pour assurer un bon ensemencement. Malgré l'utilisation d'enceintes climatisées pendant le trajet et malgré la réalisation de voyages de nuit pour bénéficier d'une température fraîche, il n'y eu pas d'amélioration.

Il fallut avoir recours à l'avion. La récolte des bases se faisait à 15 h 30. Par véhicule de service, elles étaient acheminées en enceintes climatisées jusqu'à Toulouse, puis de Toulouse à Nantes par l'organisation TAT qui assurent des vols réguliers entre ces deux villes. Les algues arrivaient à Nantes à 20 h, soit moins de 5 h après la récolte.

Elles étaient rapidement transportées au laboratoire où elles étaient séparées et disposées sur le sol de la chambre à température réglable (18°C) au sec, à l'obscurité avec un léger courant d'air provoqué par le ventilateur même de la pièce.

Dès le lendemain 7 h, elles étaient rassemblées dans une enceinte isotherme fraîche mais séparées les unes des autres par du papier journal (dont le rôle était d'absorber les restes d'humidité de surface) et ainsi transportées à la station de Bouin où ont eu lieu les opérations d'ensemencement.

Tout a été mis en oeuvre pour que les opérations d'ensemencement aient lieu entre 9 h et 10 h car les auteurs coréens indiquent que c'est là le meilleur moment. Après 11 h, en effet, la libération des spores est beaucoup moins intense (elle est pratiquement nulle l'après-midi).

Un autre paramètre doit être considéré avec beaucoup d'attention : c'est le temps de séjour des algues fertiles dans le bassin d'ensemencement. Si on les laisse trop longtemps dans ce bassin, la quantité de substances mucilagineuses exsudées par les bases devient telle qu'elle provoque la mort des spores. Les différents tests effectués ont permis d'établir que la durée de trempage des algues ne doit pas dépasser 20 minutes pour une température de 18 à 20°C. On peut laisser jusqu'à 30 minutes pour les températures inférieures.

Au terme de ces opérations d'ensemencement, nous disposons donc à ce jour :

- de 60 collecteurs en altuglas portant chacun environ 70 m de cordelette en Kuralon trois fils, de 1,05 mm de diamètre, torsadée ;
- de 5 collecteurs en altuglas pourvus chacun de 90 m de cordelette en coton trois fils, de 1,07 mm de diamètre, torsadée ;
- de 7 collecteurs fait avec du tuyau de 0,9 cm de diamètre (type gaine électrique rigide) entourés chacun de 50 m de Kuralon trois fils, torsadé, de diamètre 1,05 mm ;
- de 10 collecteurs en altuglas portant chacun 90 m de cordelette en polypropylène de diamètre 1,07 mm, tressée ;
- de 11 collecteurs en altuglas avec chacun 60 m de cordelette en polypropylène de 3 mm de diamètre, tressée.

Les trois premières séries sont parfaitement ensemencées puisqu'on parvient à compter 3 à 4 points noirs (gamétophytes) par 10 cm de cordelette. Mais la série en coton paraît plus fragile car le fil se casse parfois même au cours du nettoyage.

Les séries réalisées avec du polypropylène donnent des résultats inégaux. A peine aperçoit-on un point noir pour 10 cm de cordelette. Manifestement, il y a eu mauvaise fixation des spores et, par contre, fixation fréquente d'autres types d'algues.

A partir des trois premières séries, il est possible dès la mi-septembre d'alimenter en plantules plus de 5 000 m de cordage porteur.

40 collecteurs en altuglas pourvus de 90 m de Kuralon ont été mis en réserve pour êtreensemencés début septembre par aspersion à partir d'une solution de "Free-Living gamétophytes".

### 3) Technique d'ensemencement par "Free-Living"

Cette méthode d'ensemencement dénommée "Free-Living" a été mise au point fin 1982 par le Dr HUE de la Fisheries Research and Development Agency (FRDA) de Corée. L'un de nous a séjourné pendant un mois et demi au laboratoire du Dr HUE. Au cours de ce stage, il a appris les différentes phases de cette méthode qui s'apparentent presque, au départ, aux techniques bactériologiques.

Il a pu la réaliser à Nantes à partir d'échantillons provenant de l'étang de Thau. Au lieu d'utiliser de nombreuses bases fertiles, il en sélectionne une qui soit fortement colorée et en détache un fragment qu'il brosse et lave longuement dans de l'eau de mer filtrée contenant de l'oxyde de germanium de façon à détruire les diatomés et à parvenir à une culture uni-algale. C'est là le premier avantage de la technique : on ne sera pas gêné par la suite par les algues concurrentes.

Le fragment fertile est mis en agitation pendant 30 minutes dans un bécber contenant de l'eau de mer préalablement stérilisée par de nombreux passages devant une rampe à rayons ultra-violets. Au cours de cette opération, il faut prendre garde à ce que la température du bain ne s'élève pas trop : c'est la raison pour laquelle la base du bécber est entourée de paillettes de glace concassée. Quelques spores nageantes sont alors libérées.

On filtre le tout sur une gaze fine qui retient les substances mucilagineuses exsudées par le végétal. On obtient ainsi un filtrat F contenant les spores nageantes.

En prenant pour base de l'eau de mer stérilisée par filtration sur "Millipore" et par exposition prolongée aux ultra-violets, on prépare dans un ballon un milieu nutritif contenant :

- 2 ml de solution de Miguel A
- 1 ml de solution de Miguel B
- 1 ml de solution de Provasoli type 6

par litre d'eau.

Au bout de quelques dizaines de secondes, il se forme un précipité cotonneux qui occupe les trois quarts inférieurs du ballon. On y verse alors 20 à 30 cm<sup>3</sup> du filtrat F. Les particules du précipité servent de substrat pour la fixation des spores. Le ballon est bouché par un tampon d'ouate.

On maintient ensuite l'ensemble au bain-marie à une température de 22°C sous un éclairage continu de 2 500 à 3 000 lux ou à la lumière du jour. La température est contrôlée, d'une part par une résistance chauffante thermostatée à 22°C et, d'autre part, par un ventilateur pivotant pour le cas où l'extérieur serait à plus de 25°C (ce qui arrive souvent en juillet et en août 1983).

Vingt quatre heures après l'innoculation du filtrat F dans le milieu nutritif, on établit un courant circulaire par bullage, ce qui maintient en permanence les particules en suspension.

La spore germe en un gamétophyte mâle ou femelle qui s'allonge, se ramifie, et se brise sous l'effet de l'agitation en fragments qui se développent avant de se scinder à leur tour (fig. 14).

Si l'on assure une alimentation suffisante, le contenu du ballon, d'abord clair, s'assombrit au fil des jours jusqu'à devenir opaque en raison de la prolifération des filaments gamétophytiques (fig. 15).

On divise le contenu du premier ballon dans plusieurs autres ballons qui vont avoir le même devenir que le précédent : on peut augmenter ainsi indéfiniment la quantité de gamétophytes (fig. 16).

Lorsqu'on juge la quantité suffisante ou le moment opportun à l'ensemencement des collecteurs, on élève la température à 27°C à raison de 0,5°C par jour de façon à obliger les gamétophytes à se munir d'une paroi épaisse qui les rendra plus résistants.

La solution contenant les gamétophytes est alors pulvérisée sur les deux faces du collecteur en opérant de la façon suivante. Un courant d'air sous pression arrive sur la pointe du conduit amenant la solution contenant les gamétophytes. Il disperse et plaque les gamétophytes contre les cordelettes où ceux-ci s'accrochent (fig. 17). On laisse le collecteur à l'air pendant 5 à 10 minutes avant de le plonger dans un bassin contenant de l'eau de mer stérilisée.

Les gamétophytes continuent à croître ; ils resteront stériles tant que la température sera supérieure à 17°C. Au-dessous de 17°C, ils deviennent fertiles : la rencontre des gamètes mâles et des gamètes femelles produits en grande quantité donnera de multiples zygotes puis de très nombreuses plantules (fig. 18).

Les avantages de cette technique sont évidents :

- au lieu d'un grand nombre de bases fertiles, il suffit d'un fragment fertile pour lancer la production de gamétophytes. On réduit donc les risques d'avoir sur les collecteurs des éléments reproducteurs d'autres espèces

- une fois les spores obtenues, on n'est plus tributaire du milieu naturel. L'ensemencement peut être réalisé à n'importe quel moment, par exemple lorsque la température de l'eau de mer approche de 17°C. Les gamétophytes deviendront rapidement fertiles et les plantules apparaîtront au dernier moment (en principe 15 jours après la mise à la température de 17°C)

- l'ensemencement est réalisé à partir de gamétophytes résistants, longs de 250 à 300  $\mu$ , qui ne risquent plus d'être étouffés par des diatomés et non à partir de fragiles spores de 4 à 6  $\mu$

- on travaille plus facilement au laboratoire avec des ballons de 4, 5 ou 6 litres autour desquels les conditions peuvent être parfaitement contrôlées, plutôt que sur de grands volumes d'eau (500 l) à changer toutes les semaines pendant 2 à 2 mois et demi, avec nettoyage fréquent des collecteurs, comme cela est nécessaire dans le cas de la méthode précédente.

Ainsi les avantages et la facilité de réalisation de l'ensemencement par solution de "Free-Living gamétophytes" en font une technique qui devrait supplanter rapidement la méthode plus traditionnelle nécessitant de très nombreux plants fertiles.

#### CONCLUSION

La phase d'ensemencement des cordelettes constitue l'étape la plus délicate et la plus importante de la culture intensive d'*Undaria pinnatifida*. Les nombreux essais effectués, ont permis la maîtrise parfaite des différentes étapes de l'opération. Il est en effet possible, en faisant varier au degré près la température des bains, de prolonger la période végétative des gamétophytes, de leur imposer une phase de latence (à 27°C) ou d'induire leur fertilité.

La production de solution "Free-Living" a été telle qu'il est possible non seulement pour ensemer les 40 collecteurs prévus à cet effet, mais aussi de ré-ensemencer les autres collecteurs utilisés pour la méthode traditionnelle dans le cas où ces derniers ne seraient pas suffisamment riches en gamétophytes.

Grâce à une importante réserve de solution, on pourra ré-ensemencer encore une fois tous les collecteurs pour le cas extrême où il y aurait un problème au cours de l'utilisation du stock précédent.

Tous ces efforts ont pour but de permettre la mise en route de la culture intensive d'*Undaria* en milieu naturel au cours de l'automne 1983 et de l'hiver 1984 avec récolte et analyse de la rentabilité, ce qui devra être la conclusion de ce travail.

Comme il a été indiqué précédemment, la culture en milieu naturel nécessite des installations en mer fiables : ce sont les pêcheurs de la coopérative des îles du Ponant qui se sont proposés pour aménager et mettre à notre disposition ces installations. Ils fondent en effet beaucoup d'espoir sur les cultures d'algues alimentaires à travers lesquelles ils voient une nouvelle ouverture pour l'exploitation des algues et la création d'emplois.

Ces installations ont été mises en place en juillet et août 1983. Les cordelettes y seront placées à la mi-septembre. Si tout se passe bien, la première récolte devrait avoir lieu en février.

D'ici là, il faudra sélectionner les meilleurs conditionnements, les réseaux de distribution les mieux adaptés.

Sur un autre plan, il n'est pas exclu que la technique de culture intensive avec collecteurs mise au point par *Undaria* puisse être appliquée aux autres laminariales de nos rivages (qui ont à peu de chose près le même cycle de reproduction) à condition que soit déterminé avec précision pour chaque espèce :

- 1) la température critique au-delà de laquelle le gamétophyte se développe végétativement en restant stérile et en deçà de laquelle il devient fertile
- 2) le milieu nutritif le mieux adapté.

L'obstacle majeur pour la culture de masse d'espèces comme *Laminaria digitata*, *L. hyperborea*, *L. saccharina*, *L. ochroleuca*, *Sacchoriza bulbosa* et *Alaria esculenta* résidait dans le fait qu'on ne parvient pas à obtenir, comme pour *Undaria*, une libération massive de spores, donc un ensemencement dense sur collecteurs. La méthode du "Free-Living" permet de contourner cet obstacle, ce qui offre pour la culture de masse de nos algues de nouvelles perspectives.



Fig. 1.- Photographie d'un plant d'*Undaria pinnatifida* tel qu'on peut en voir dans l'étang de Thau et le long du brise-lame de Sète en avril : l'aile reproductrice située sur le bas du stipe commence à s'orner de sores (amas de sporocystes).



Fig. 2.- Carte montrant la localisation initiale et l'extension de l'aire de répartition d'*Undaria pinnatifida* dans l'étang de Thau. Les x indiquent la progression depuis 1980. Quelques échantillons ont été trouvés en 1983 sur le brise-lame du port de Sète : ce nombre ira sans doute croissant.

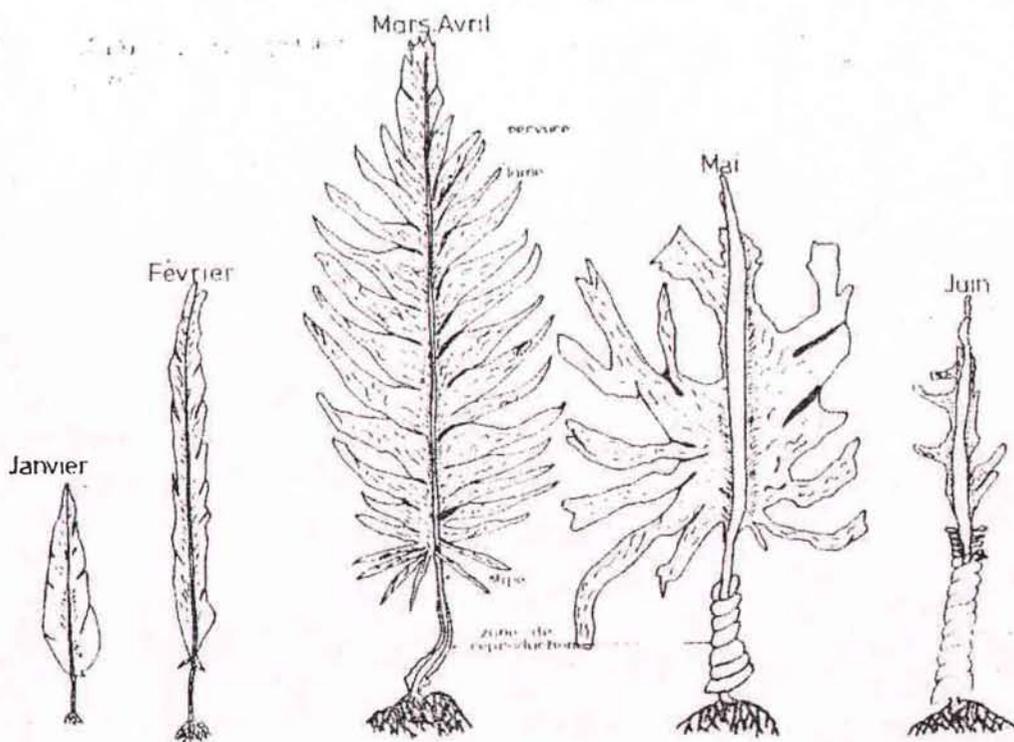


Fig. 3.- Schéma résumant les différents aspects que prend *Undaria pinnatifida* au cours de sa vie de janvier à juillet. La croissance s'arrête quand débute la reproduction : à partir de ce moment, la lame se dégrade progressivement de haut en bas.

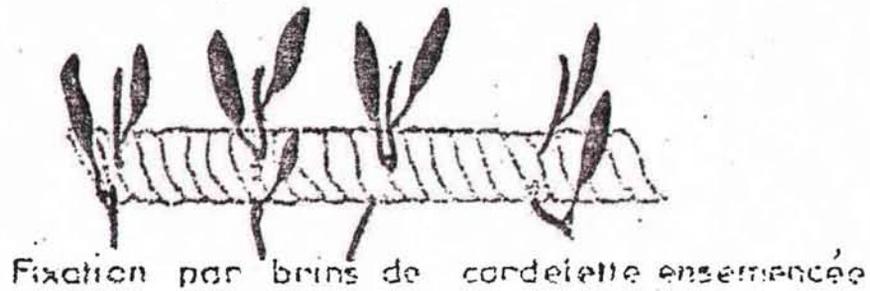
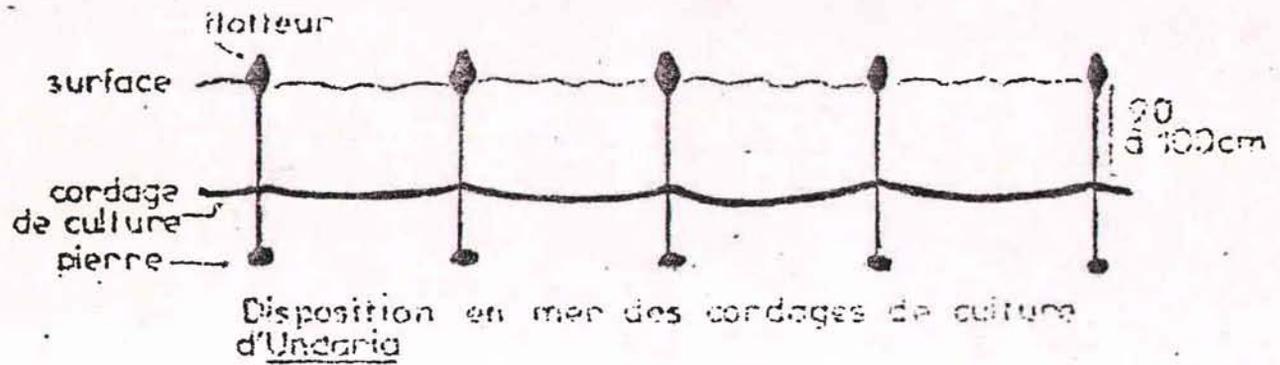


Fig. 4 et 5.- Croquis précisant la disposition en mer des cordages porteurs, placés perpendiculairement à la houle et maintenus à 1 m sous la surface par un jeu de flotteurs. Détails montrant la disposition possible des cordelettes de culture par rapport au cordage porteur.

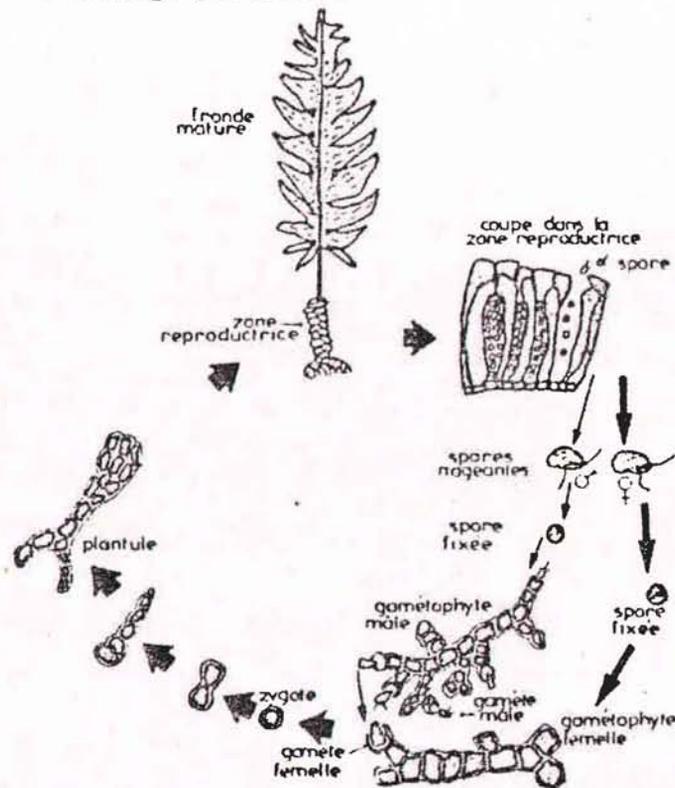


Fig. 6.- Cycle de reproduction d'*Undaria pinnatifida* : la partie visible à l'oeil nu s'étend de la fin novembre à la mi-juillet, la partie microscopique de juin à novembre.



Fig. 7.- Photographie d'une base fertile : les ailes se développent de part et d'autre du stipe et se gondolent en s'élargissant jusqu'à donner l'aspect d'une fausse spirale entourant le stipe. C'est cette formation qui portera de mai à juillet les éléments de reproduction.



Fig. 8.- Une vue de la station de Bouin. La serre où ont été menées les opérations d'ensemencement a été partiellement recouverte (sur le côté sud et le côté est) d'une toile en Rhovyl blanche qui abaisse l'éclaircissement et la température internes. Les portes nord et sud ont dû être maintenues constamment ouvertes. L'alimentation en eau est assurée par une prise disposée dans le canal latéral.

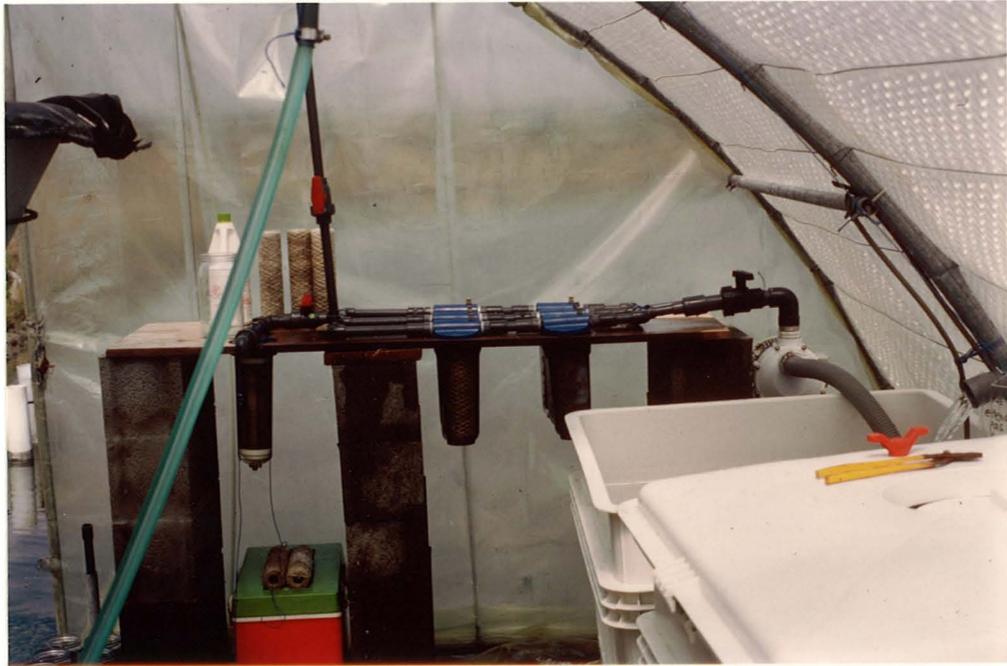


Fig. 9.- Photographie du système de filtration : l'eau provenant du canal latéral relié à la mer, est d'abord débarassée des grosses particules par un passage à travers un tamis en Rhovyl. Elle doit ensuite franchir une série de filtres qui retiennent toutes les particules dont la dimension est supérieure au micron. Le débit est alors voisin du mètre cube/heure.

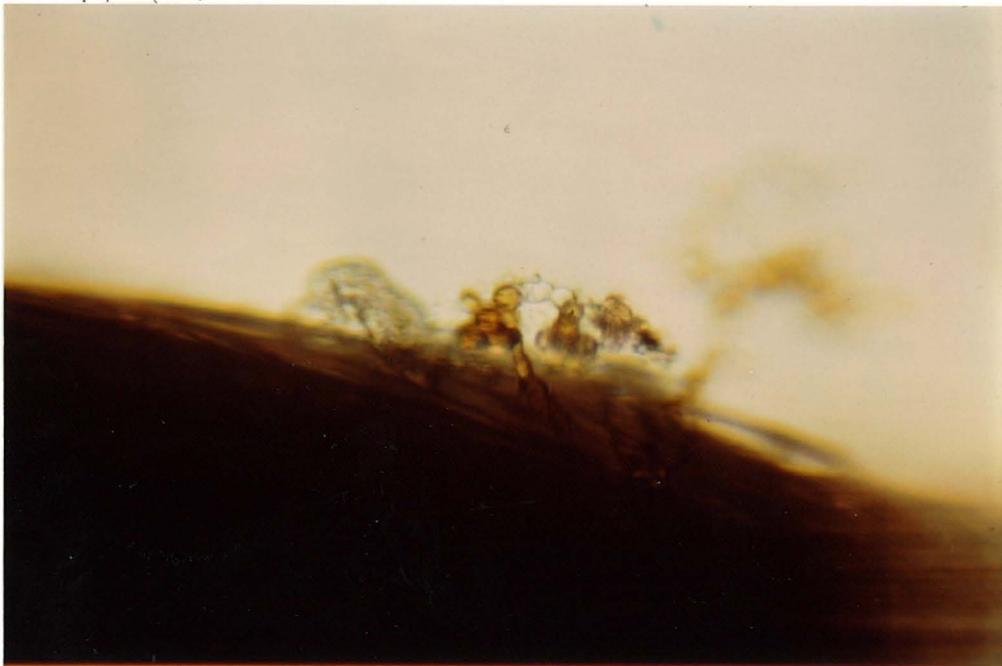


Fig. 11.- Photographie montrant, fixé sur la cordelette de culture, un gamétophyte femelle ayant pris la forme de résistance parce que, durant une période, la température du bain a dépassé 27°C. Il conservera, une fois la température revenue en dessous de 27°C, l'épaisseur des parois acquise durant cette période, ce qui le rendra plus robuste.



Fig. 10.- Photographie des collecteurs disposés verticalement dans les bassins de développement. Ceux-ci sont recouverts d'une plaque en polystyrène qui abaisse l'éclairement aux environs de 1 000 lux. Le changement d'eau doit s'effectuer une fois par semaine si l'on veut éviter la prolifération des diatomés et des cyanophycées.

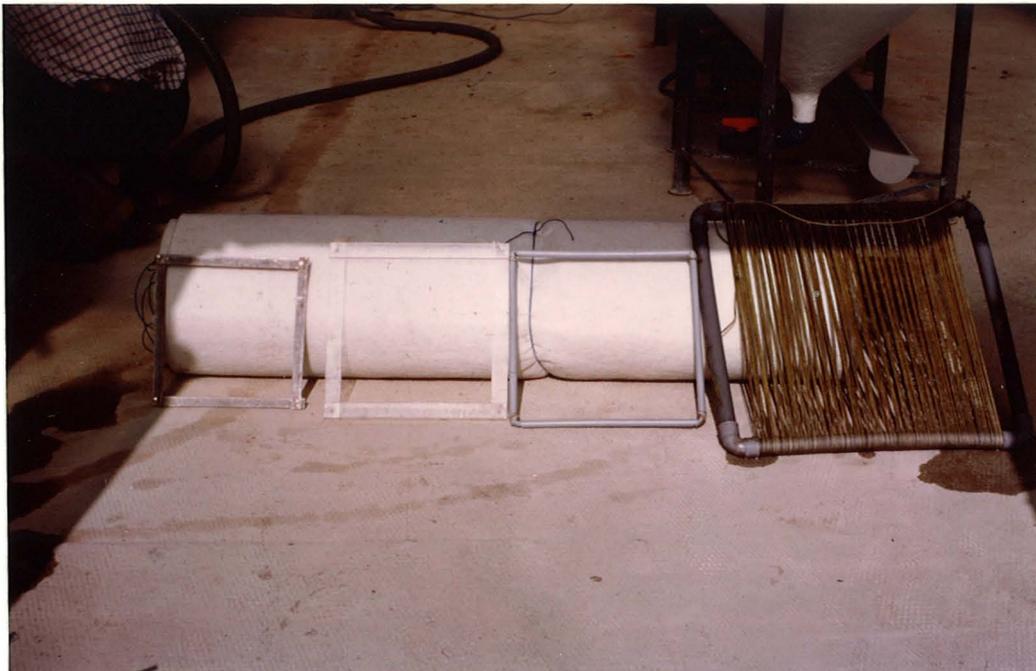


Fig. 12.- Une vue des 4 types de collecteurs utilisés. Celui en fer est peu pratique, celui en altuglas offre les meilleures qualités mais il est quelque peu onéreux ; le type intermédiaire est représenté par le type 3. Le type 4 est trop encombrant.



Fig. 13.- Détail de la position de la cordelette autour du cadre : chaque tour doit être séparé du précédent par 2 à 3 mm de façon à permettre une meilleure circulation de l'eau.

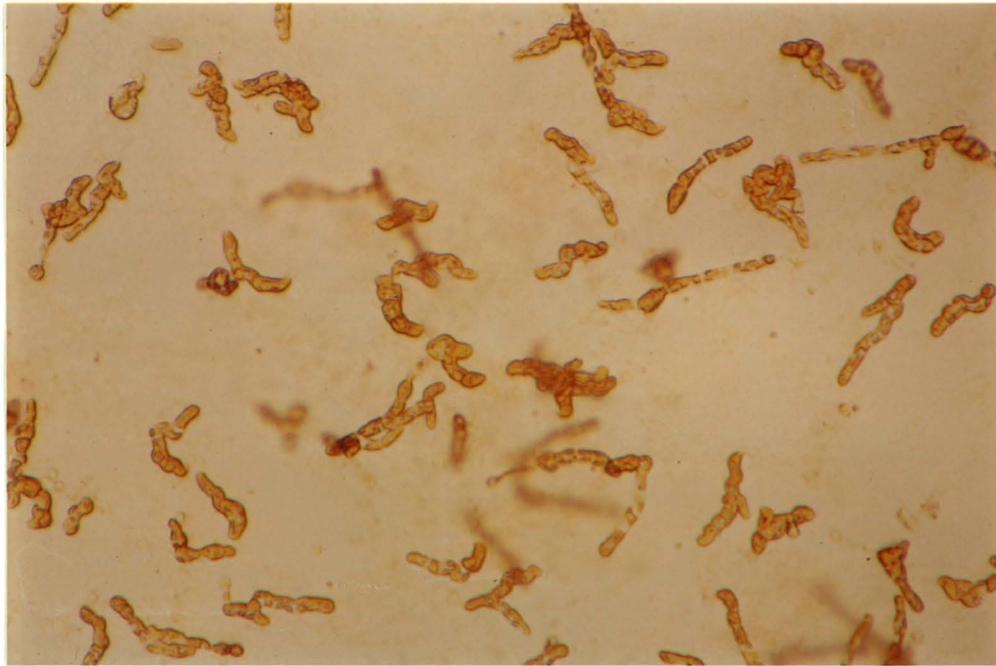


Fig. 14.- Vue au microscope d'une goutte de solution en "Free-Living" : les gamétophytes se développent tout en restant stériles tant que la température est supérieure à 17°C (la solution a été maintenue à 22°C). Mais ils sont scindés en deux ou en plusieurs brins par l'agitation dès qu'ils sont trop longs : les brins gardent ainsi en moyenne des dimensions qui se situent entre 250 et 350  $\mu$ .



Fig. 15.- Détail de la technique de "Free-Living" : au fil des jours le contenu du ballon ayant reçu les spores nageantes devient de plus en plus sombre : la quantité de gamétophytes augmente rapidement. Lorsque le milieu sera devenu opaque, il sera temps de diviser le contenu en deux pour ensemercer deux ballons et ainsi de suite... La température est maintenue à 22° (minimum).



Fig. 16.- Une vue de stock de gamétophytes obtenus par "Free-Living". Il permettra de pallier, le cas échéant, l'insuffisance de la technique traditionnelle.



Fig. 17.- Prise de vue au moment de la pulvérisation de la solution "Free-Living" sur les collecteurs : les gamétophytes se plaquent sur la cordelette de culture où ils continuent à se développer. Mesurant 250 à 350  $\mu$ , ils ne risquent plus d'être supplantés par les diatomés.



Fig. 18.- Photographie prise au microscope montrant la germination des plantules après que la température du ballon avec "Free-Living" ait été ramenée à 17°C. Les gamétophytes ont produit de très nombreux gamètes et les multiples fécondations ont donné naissance à une très grande quantité de plantules. Ce même processus aura lieu sur les collecteursensemencés par "Free-Living" lorsque ceux-ci sont placés dans un bassin à 17°C.