

Découvrez un ensemble de documents, scientifiques ou techniques,  
dans la base Archimer : <http://www.ifremer.fr/docelec/>

ifremer

R. Perez, R. Kaas, O. Barbaroux, S. Arbault, N. Le Bayon, et J. Y. Moigne

Laboratoire d'algoculture Nantes

## Technique de culture pour les cotes bretonnes de l'algue alimentaire *Undaria pinnatifida*

### Tableau de marche - étude économique



Les thalles d'*Undaria pinnatifida* poussant à l'état naturel dans l'étang de **Thau (Sète)** sur les filières à moules ou à huîtres depuis 1971 ont servi de géniteurs pour les essais de culture.

TECHNIQUE DE CULTURE POUR LES COTES BRETONNES  
DE L'ALGUE ALIMENTAIRE *UNDARIA PINNATIFIDA*  
Tableau de marché - Etude économique

par

R. PEREZ, R. KAAS, O. BARBAROUX, S. ARBAULT,  
N. LE BAYON, et J.Y. MOIGNE.

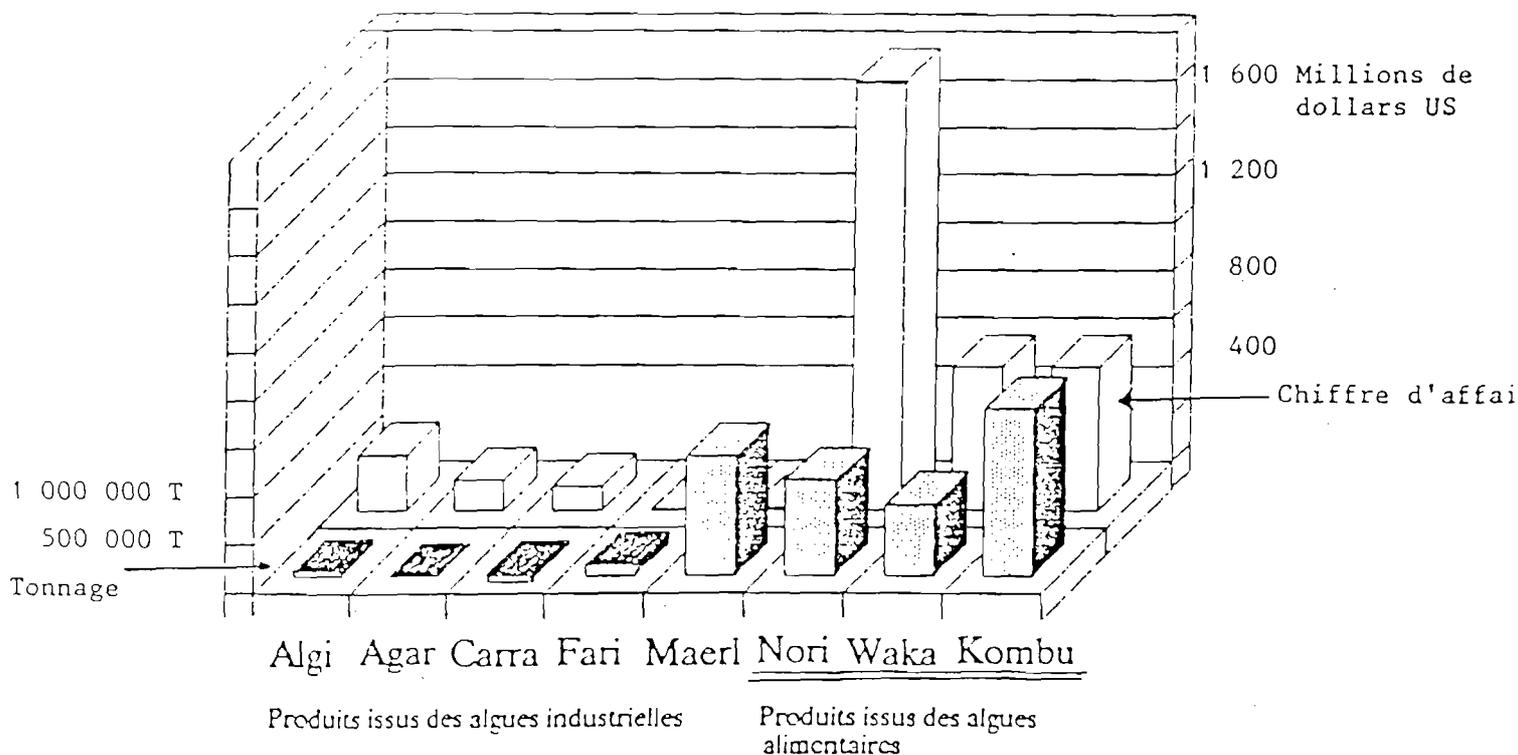
## A V A N T   P R O P O S

Le marché des algues alimentaires est principalement constitué par 2 filières :

- celle des algues dites à colloïdes d'où l'industrie extrait des gélifiants et des épaississants tels que les alginates, les carraghénanes et les agars ;
- celle des espèces consommées directement par l'homme, branche qui est surtout développée en Extrême-Orient.

Si, du point de vue tonnage utilisé, ces deux filières se partagent presque à égalité les 3 900 000 T d'algues fraîches disponibles chaque année (2 100 000 T pour l'alimentation, 1 800 000 T pour les colloïdes), le chiffre d'affaire du secteur des algues alimentaires (2 700 millions de dollars) dépasse de loin celui des algues à vocation industrielle (500 millions de dollars) même si on y ajoute à ce dernier la vente du Maërl et la fabrication de farines.

En consultant l'étude qui va suivre, il sera bon de garder ces chiffres en mémoire.



Graphique permettant de comparer au niveau mondial les chiffres d'affaires obtenus à partir des algues industrielles et des algues alimentaires. On notera la disproportion en faveur des algues alimentaires.

TECHNIQUE DE CULTURE POUR LES COTES BRETONNES

DE L'ALGUE ALIMENTAIRE *UNDARIA PINNATIFIDA*

Tableau de marche - Etude économique

par

R. PEREZ<sup>1</sup>, R. KAAS<sup>1</sup>, O. BARBAROUX<sup>1</sup>, S. ARBAULT<sup>1</sup>,  
N. LE BAYON<sup>1</sup>, et J.Y. MOIGNE<sup>2</sup>.

Début 1971, des ostréiculteurs de l'étang de Thau découvraient solidement fixée sur les cordages et les piliers des parcs à huîtres, une algue qu'ils n'avaient pas l'habitude de rencontrer. Il s'agissait de l'espèce *Undaria pinnatifida* vivant normalement en Extrême-Orient.

Du naissain d'huîtres en provenance du Japon, plus précisément de la préfecture de Miyagi avait été immergé dans l'étang quelques mois avant ; il est aisé de conclure que l'algue a été introduite involontairement avec ce naissain.

Trouvant là une niche écologique à sa convenance, *Undaria* s'est progressivement installée sur tous les piliers qui soutiennent les tables ostréicoles. Elle a atteint la mer ouverte vers 1984 par les canaux reliant l'étang à la Méditerranée sur le rivage de laquelle elle se propage. Elle a créé des peuplements stables sur le brise-lame de Sète, les enrochements d'Agde, les quais du port de Narbonne, la côte rocheuse d'Argelès à Port-Vendres.

L'intérêt d'*Undaria* réside dans le fait qu'il s'agit d'une algue alimentaire que l'on consomme abondamment en Extrême-Orient et que l'on commence à apprécier en Occident.

C'est pourquoi un programme de recherche a été entrepris dès 1983 avec l'aide de la Coopérative Aquacole d'Ouessant. Le but était d'évaluer les possibilités de cultiver *Undaria pinnatifida* le long des côtes de France.

- 1- Laboratoire d'algoculture de l'IFREMER - Centre de Nantes
- 2- Coopérative Aquacole d'Ouessant.

A partir de 1986, l'ANVAR apporta un appréciable soutien financier, ce qui a permis la mise au point d'un mode d'ensemencement original caractérisé par la production artificielle de semence en laboratoire.

La nouvelle façon d'ensemencer dont on pourra apprécier les nombreux avantages, parmi lesquels l'indépendance vis-à-vis de la nature, l'accroissement des rendements et une réelle compétitivité par rapport à la méthode traditionnelle, nécessite cependant le respect strict d'une procédure progressivement élaborée aux cours de nombreux essais tant au laboratoire qu'en mer.

Le programme s'est terminé en juillet 1989 après que le protocole de culture ait été testé à l'échelle d'une exploitation de 2 hectares, afin de mieux déceler ce qui pourrait être perfectionné pour accroître encore la productivité, pour faciliter le travail de l'algoculteur et pour mieux adapter le mode opératoire aux conditions du milieu.

Cette note a pour objet d'exposer l'ensemble de cette procédure. Dans ce type de culture, ce sont souvent les détails, plus que les grands principes, qui conditionnent le résultat final. La récolte sera bonne si toutes les opérations sont successivement réalisées avec succès. Mais, un détail négligé, et le rendement peut être fortement affecté.

Nous suivrons donc point par point toutes les étapes du processus depuis le laboratoire où la semence est préparée jusqu'au moment où la récolte est ramenée au port.

Pour une meilleure compréhension, nous rappellerons la biologie et le cycle de reproduction d'*Undaria*. De même pour mieux apprécier les différences avec la technique traditionnelle utilisée en Extrême-Orient, une brève description de celle-ci et des problèmes qu'elle poserait sur le rivage Atlantique sera utile.

Une analyse économique de la culture d'*undaria* sera tentée, intégrant d'une part les conditions hydrologiques et sociale du rivage breton, d'autre part les rendements et la qualité alimentaire d'une production à l'échelle d'une exploitation de 2 hectares.

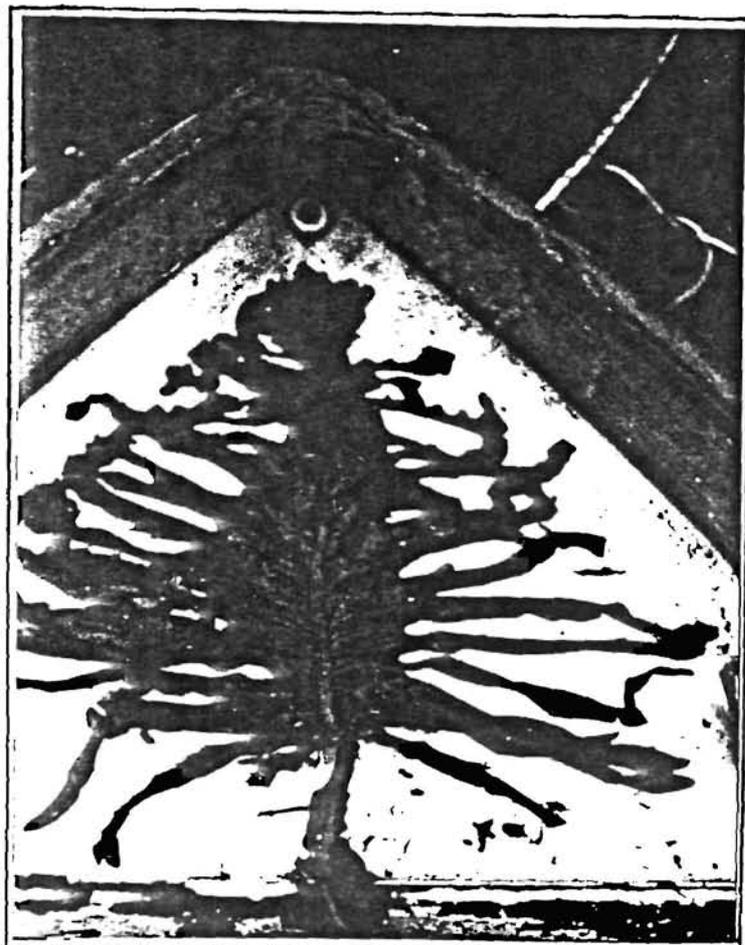


Fig. 1 : Thalle d'*Undaria pinnatifida* sauvage à pleine maturité (mars). La base fertile est formée. On notera l'abondance des haptères qui assureraient la fixation de l'algue au substrat.

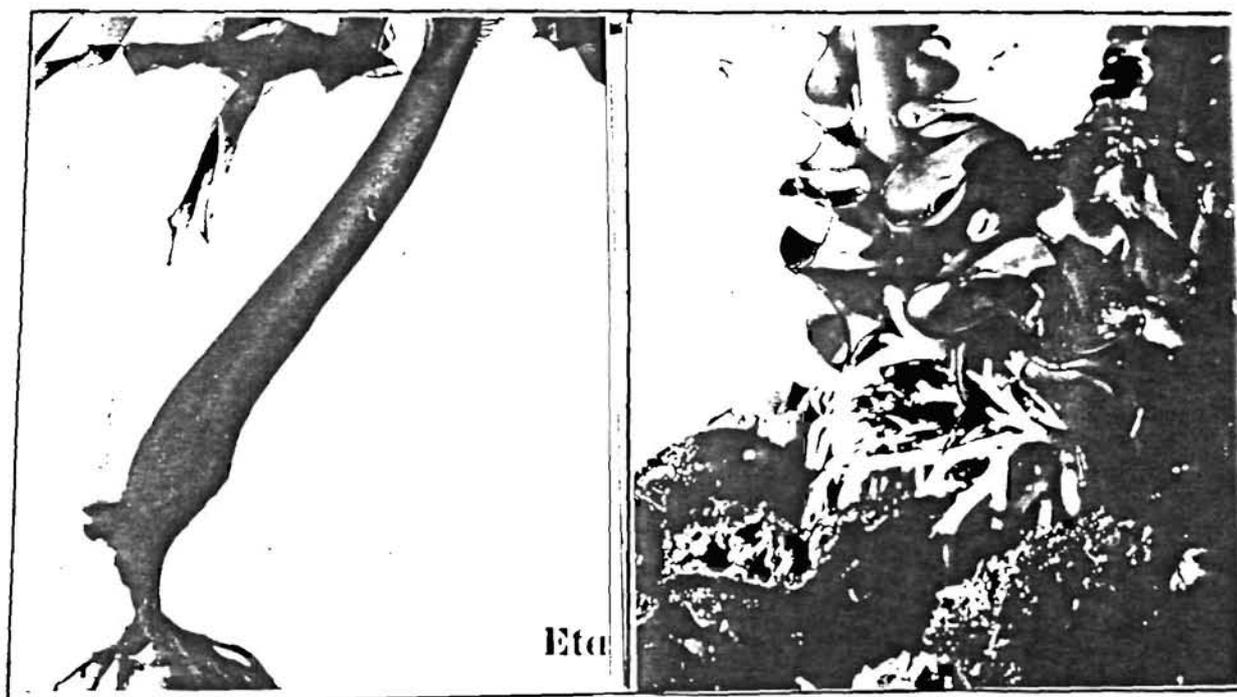


Fig. 3 et 4 : Photographies montrant la formation de la basse fertile : à gauche : apparition de 2 ailes planes, à droite, la "spiralisation des 2 ailes autour du stipe.

I- UNDARIA PINNATIFIDA, DESCRIPTION ET INTERET (fig.1)

A) Description de l'algue

*Undaria pinnatifida* (HARVEY) SURINGAR est une algue brune très fine, formée d'une lame découpée dans le sens horizontal et parcourue par une nervure centrale. Cette nervure se prolonge par un stipe plat de 8 à 20 cm de longueur, à la base duquel se sont développés des haptères enchevêtrés constituant le crampon.

On distingue la forme "Nordique" ou "distans" au stipe allongé et pourvu, à la jonction avec la nervure, de barbules en position opposée. Dans la forme "sud" ou "typica" (YENDO), le stipe est court et sans barbule. Mais, ces caractéristiques ne sont que phénotypiques puisque un plant du type nordique, transféré au Sud de la Corée, donne une descendance aux caractères "typica" et réciproquement.

Originnaire sans doute du Nord du Japon, l'espèce s'est répandue autour de l'archipel nippon et le long des côtes coréennes. On la trouve actuellement aussi en Chine par suite d'une introduction volontaire ainsi qu'en France et en Nouvelle Zélande, amenée involontairement avec du naissain d'huîtres.

Les dessins de la figure 2 schématisent l'évolution naturelle de l'algue macroscopique depuis le stade plantule jusqu'à sa disparition. L'espèce apparaît à l'oeil nu vers la mi-novembre sous l'aspect de plantules lancéolées pourvues déjà d'une lame et d'un stipe bien différenciés. La croissance a lieu pendant l'hiver : en février, la lame constitue un ruban de 50 à 60 cm de longueur ; durant mars et avril, elle s'élargit plus de la base que du sommet tout en s'échancrant profondément dans le sens horizontal. Elle prend alors une forme pyramidale. Elle atteint les dimensions maximales en mars qui sont en moyenne :

longueur totale lame et stipe	73 à 80 cm
longueur stipe	17 0 20 cm
largeur de la lame	40 à 50 cm
largeur du stipe	0,7 cm
Poids total	102 g.

Ces valeurs résultent de mesures faites sur la population de l'étang de Thau (PEREZ et al., 1981). On retrouve des chiffres identiques en Corée et au Japon. En Bretagne, on obtient des frondes plus longues, en moyenne 240 cm. Certaines atteignant même 320 cm.

Alors qu'en Extrême-Orient, *Undaria* peut vivre depuis la zone intertidale jusqu'à 15 m de fond, dans l'étang de Thau et en mer Méditerranée, il se localise dans le premier mètre d'eau, rarement plus bas, sans doute à cause de la concurrence faite par d'autres algues, *Sargassum muticum* et *Codium tomentosum* notamment. Par contre en Atlanique, les plongeurs ont trouvé des plants fixés sur des fonds de 10 à 12 m.

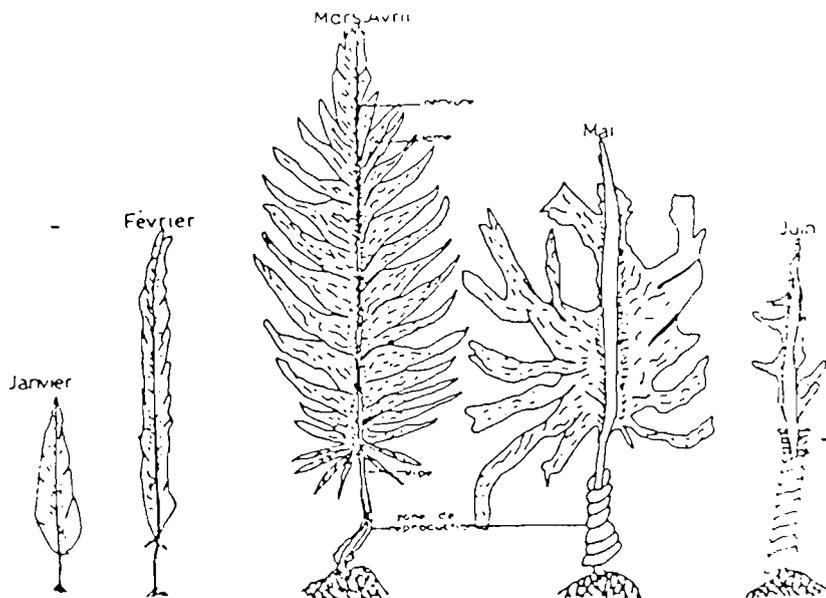


Fig. 2 : Schéma montrant l'évolution morphologique d'*Undaria pinnatifida* au cours de sa vie macroscopique dans la nature.

En mars, la partie basale du stipe, qui s'est élargie dès février, s'orne de deux membranes, d'abord planes, puis de plus en plus gondolées jusqu'à donner l'impression d'une spirale entourant le stipe sur au moins les 2/3 de sa longueur (fig. 3 et 4). Ces membranes constituent l'appareil reproducteur : vers la mi-mai, on y observe des taches sombres ou sores qui s'étendent rapidement à toute la surface. Les taches sont le résultat de l'accumulation de sacs microscopiques, les sporocystes, contenant selon le cas de 30 à 50 grains ayant 5 à 6  $\mu$  de diamètre : les spores.

A partir du moment où elle devient fertile, la plante ne grandit plus et se désagrège peu à peu du sommet vers la base jusqu'à se réduire en un stipe court, déchiqueté et épiphyté. En juillet, on n'en trouve plus trace.

La longévité du plant macroscopique est de 5 à 6 mois. Le reste de l'année est vécu au stade microscopique (juin-octobre).

On retrouve cette chronologie aussi bien en Extrême Orient qu'en Méditerranée et en Atlantique lorsqu'on se réfère aux plants sauvages. On verra qu'elle peut être différente pour les plants cultivés dès lors que l'on maîtrise la production de semence. C'est un avantage de la technique mise au point à l'IFREMER que de permettre la modification de l'évolution naturelle.

### B) Le cycle de reproduction (fig. 5)

Lorsque les sporocytes sont mûrs, ils s'ouvrent par la partie apicale et libèrent les spores. La base fertile émet ces éléments reproducteurs pendant 20 à 30 minutes. Ces cellules sont pourvues de 2 flagelles ; elles nagent pendant 10 à 45 mn : le laps de temps varie selon la température ; il est d'autant plus court qu'elle est élevée. Après la période de natation, la spore perd ses flagelles et se fixe ; il est nécessaire qu'elle se fixe pour germer.

Une fois fixée, la spore émet un prolongement, le tube de germination, dans lequel le contenu cellulaire migre. C'est à partir de ce tube que s'effectue la première division tandis que l'ancienne enveloppe cellulaire s'estompe.

La germination de la spore mâle donne un filament composé de petites cellules et fortement ramifié : le gamétophyte mâle (fig. 6).

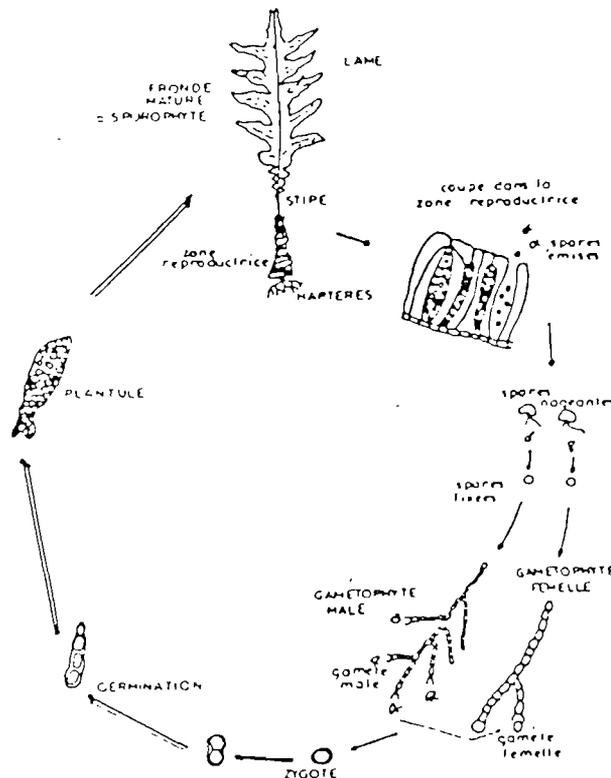


Fig. 5 : Le cycle de reproduction d'*Undaria pinnatifida* (H) SURINGAR. La phase macroscopique s'étend en principe de novembre à fin juin. La culture modifie les échéances de la nature.

La spore femelle conduit à un filament plus court, à grosses cellules, peu ramifié : le gamétophyte femelle.

Le rôle des gamétophytes est de produire à maturité des gamètes . Chez le gamétophyte mâle, certaines cellules en série (gamétocystes mâles) libèrent leur contenu sous forme chacune d'un zoïde mobile grâce à ses deux flagelles : le gamète mâle.

Chez le gamétophyte femelle, ce sont souvent les cellules terminales ou gamétocystes femelles qui, ayant grossies et s'étant assombries en raison des réserves qu'elle ont accumulées, transforment le contenu cellulaire en un gamète femelle ou oosphère immobile, lourd, à peine exposé au milieu extérieur par ouverture de la paroi du gamétocyste.

La rencontre du gamète mâle et du gamète femelle produit un zygote qui se développe plus ou moins rapidement en une plantule. Celle-ci deviendra visible à l'oeil nu en novembre et se transformera progressivement entre novembre et mars en un plant macroscopique (fig. 7 et 8)..

Cette évolution est principalement régulée par trois facteurs : la lumière, la température et la photopériode.

Les travaux sur les *Undaria coréens* de J.W. CHANG (1970) confirmés par ceux de J.W. KANG (1977) et de G.S. HUE (Communication personnelle, 1981) montrent que l'apparition de la fertilité chez les gamétophytes nécessite une phase préalable à 20-22°C et que l'émission des gamètes a lieu lors de la baisse de température.

U. SAITO (1956 - 1957 - 1962), ENDO et col. (1960), AKIYAMA (1982, étudiant les *Undaria* d'Hokkaido, ne trouvent pas la nécessité de ce choc thermique. Pour les plants de l'étang de Thau, CALLENS (1984) constate que le passage par une température de 20°C facilite la fertilité, mais n'est pas indispensable car, même à 15°C, celle-ci se manifeste, certes, après une plus longue période végétative.

### C) Le risque écologique de la culture d'*Undaria pinnatifida*

On s'accorde à penser qu'*Undaria pinnatifida* a la capacité de s'adapter à des conditions de milieux différentes par des modifications tant au niveau de sa forme que de son cycle de reproduction.

Cette faculté laissait craindre un risque écologique pour les populations autochtones notamment pour des espèces comme *Laminaria digitata*, *Fucus* sp., *Ascophyllum nodosum*

qui constituent la matière première de l'Industrie française des algines.

Un programme de recherche a donc été entrepris, à la demande de l'IFREMER, par l'Université de Bretagne Occidentale (FLOC'H : 1987 - 1988) pour :

- évaluer l'impact que pourrait avoir la culture d'*Undaria pinnatifida* sur les écosystèmes naturels,
- identifier les compétitions interspécifiques susceptibles d'intervenir dans le processus de colonisation des fonds,
- définir les capacités de propagation d'*Undaria pinnatifida*.

Certes, à partir des zones expérimentales, tant à l'île d'Ouessant, à l'île de Sein, à l'île de Croix que dans l'estuaire de la Rance, on a constaté l'apparition de quelques dizaines de plantes sauvages fertiles provenant des spores émises par les plants cultivés sur corde.

Mais, à l'île de Croix comme en Rance, une fois les essais terminés, l'espèce a progressivement disparu au cours des deux années qui ont suivi l'arrêt des expériences.

L'explication réside dans le fait que :

- *Undaria pinnatifida* est une algue annuelle à phase macroscopique courte (4 à 5 mois) alors que les espèces concurrentes, *Laminaria digitata*, *L. saccharina*, *L. Hyperborea*, *Fucus sp.* sont pluriannuelles : dès que *Undaria* disparaît, les autres occupent la place et constituent une zone d'ombre sous laquelle le déroulement de la phase microscopique d'*Undaria* est inhibée ;

- la prédation d'*U. pinnatifida* en Atlantique du fait des poissons, des gastéropodes et des copépodes peut être extrêmement élevée. Ainsi à l'île de Sein, on estime qu'une bonne moitié de la production 1988 fut consommée par ces brouteurs ;

- *Undaria* ne peut s'implanter et se développer que sur des substrats libres et éclairés ; outre le fait que ceux-ci sont peu nombreux, même lorsqu'ils existent, c'est le plus souvent l'espèce *Sacchoriza bulbosa* qui s'y fixe et y croît le plus vite, devançant et inhibant l'apparition d'*Undaria*. On retrouve d'ailleurs *Sacchoriza* sur tous les cordages qui ont été insuffisamment ensemencés ou lorsqu'on a disposé en mer une cordelette avec des plantules d'*Undaria* trop petites.

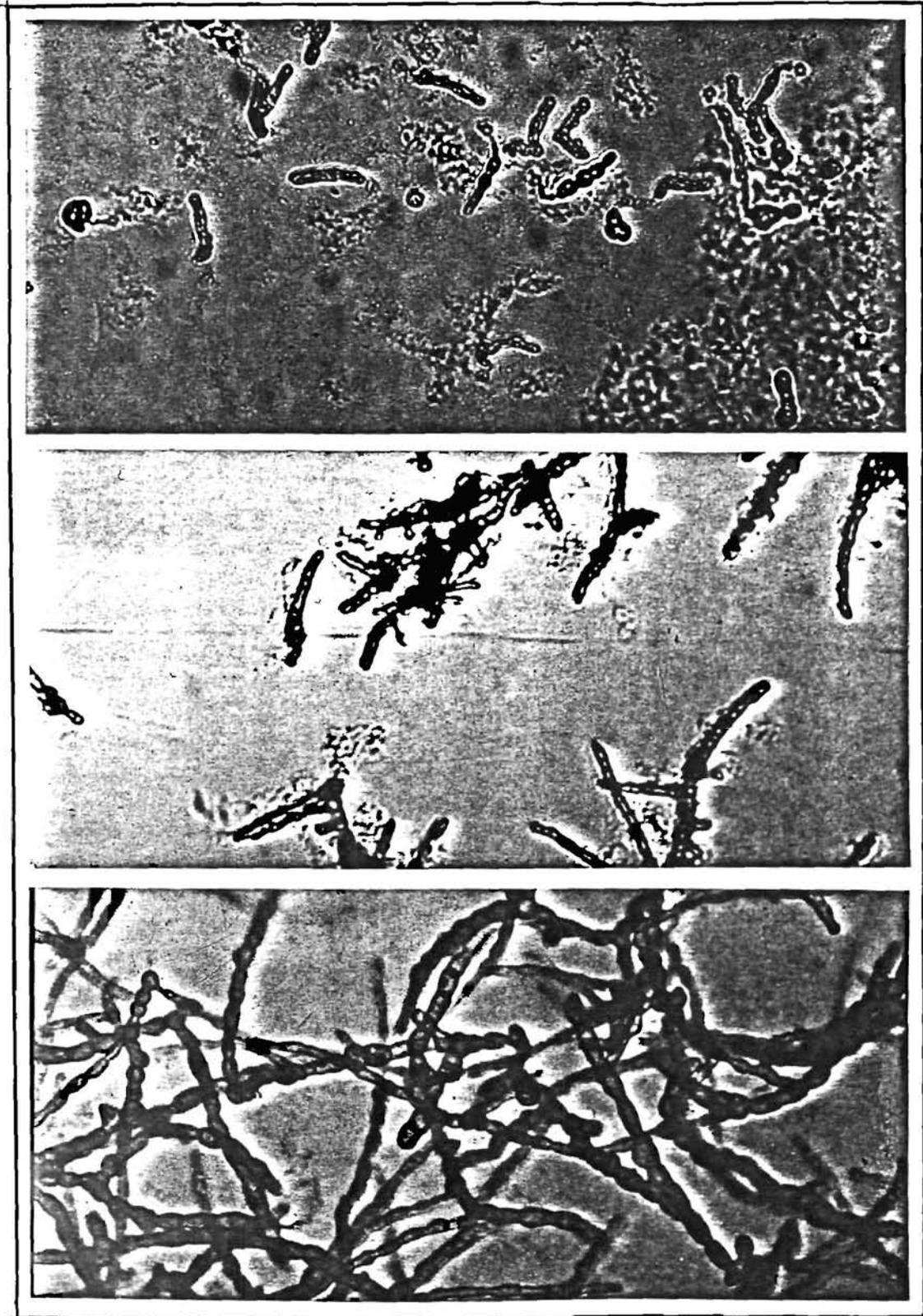


Fig. 6 : Photographies de gamétophytes à différents stades. Vus au microscope. En haut : juste après la germination de la spore (stade 1, 2, 3 ou 4 cellules) ; les zones granuleuses (zg) correspondent au précipité de phosphate de calcium. Au milieu : 8 jours après la germination (stade 100  $\mu$ ) : c'est le moment de la gamétogénèse. En bas : allongement provoqué des gamétophytes en free-living (22° C).

Enfin, des essais comparatifs de compétition entre *Undaria* et les laminariales indigènes ont été conduits par FLOC'H : celui-ci a placé sur des cordages vierges et sur le fond préalablement dénudé des bases fertiles d'*Undaria* et des frondes fertiles de Laminaires : il n'y a pas eu de développement de plants d'*Undaria* tandis que les autres algues y proliférèrent.

A la lumière de ces conclusions et après consultation de son comité chargé des problèmes d'introduction et de transfert d'espèces non indigènes, le Conseil International pour l'Exploration de la Mer a donné un avis favorable pour la culture d'*Undaria* sur les côtes Atlantiques, estimant que le risque écologique était nul.

#### D) Intérêt économique

##### a) Valeur alimentaire

L'intérêt que présente *Undaria* réside dans le fait qu'elle est une algue à vocation alimentaire ; la minceur et la texture de la lame la rendent en effet agréable à consommer. Fraîche ou simplement réhydratée, elle peut être un composant des salades ; cuite, elle accompagne harmonieusement bien des plats de poissons.

Les analyses effectuées (fig. 9) par le département "Utilisation et Valorisation des Produits de la Mer" de l'IFREMER (P. DURAND et VINOT, 1987) permettent d'affirmer que, comme les *Undaria* d'Extrême-Orient, ceux obtenus en culture à Ouessant possède une teneur en protéines relativement élevée par rapport aux autres algues brunes. Ce taux est en Extrême-Orient de 15 à 16 % mais atteint 22 % en Bretagne sans doute à cause de la richesse des eaux en azote. D'après les travaux de FUJIWARA-ARASAKI, NORIKO MINO et MITSUE KURODO (1984), ces protéines ont la même composition que celles du lait humain et de l'ovalbumine. On y retrouve les normes types définies par la FAO (Expert Committee "Energy and Food Requirement". Le taux de digestibilité est de 85 à 90 % (fig. 10 et 10 bis).

La teneur en graisses est faible (1 à 2 %) ; de même la teneur en glucides assimilables n'atteint pas 3 %. Les autres sucres, sous forme de polysaccharides (alginates laminarine) ne sont pas assimilés.

La composition en éléments (fig. 11) tels que le Calcium (1162 à 1300 mg/kg), le Fer (103 mg/kg), l'Iode (245 mg/kg), le Potassium (5,5 g/kg) en fait un aliment de haute valeur. C'est pourquoi l'algue est recommandée pour les femmes enceintes chez qui la formation du fœtus exige de grandes quantités de sels minéraux.



Fig. 7 : Vue prise sous microscope de la formation des zygotes (2) et de la naissance des plantules (pl). Les plus âgées ont trois cellules. En (oo), on devine un gamète femelle (ou oosphère) qui n'a pas encore été pénétré par un gamète mâle. La vue est prise 8 jours après la germination des spores. La plantule pl<sub>1</sub> mesure 30  $\mu$ .

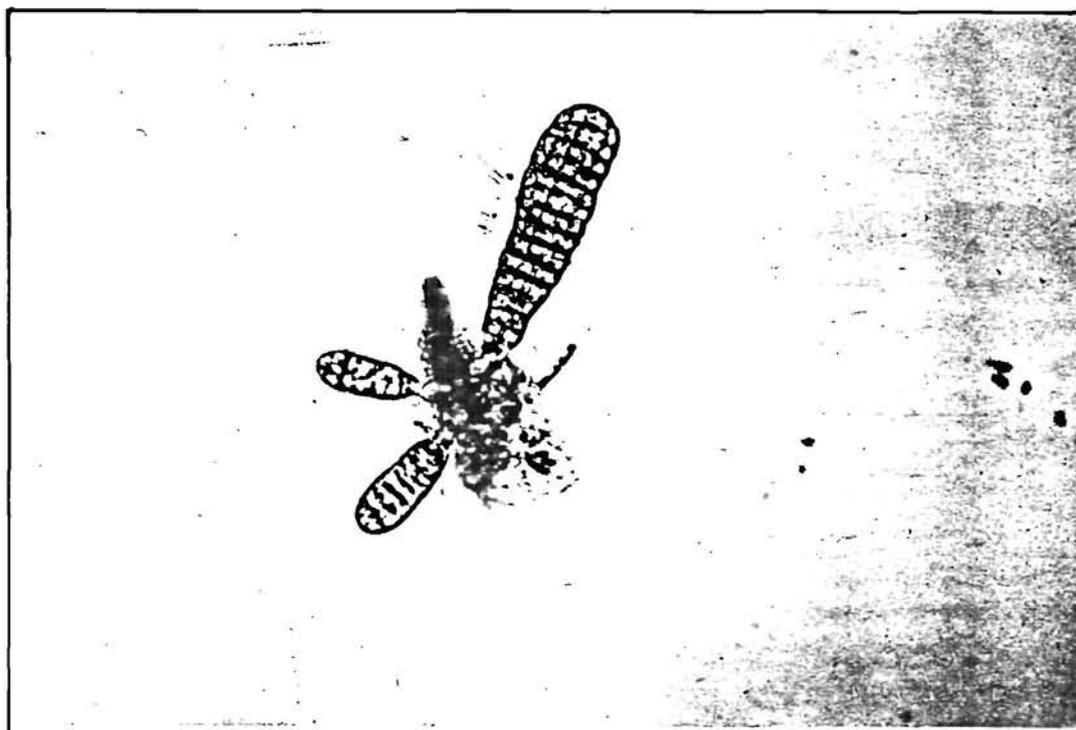


Fig. 8 : Vue des plantules 16 jours après leur naissance. Toutes ne sont pas de même taille car les naissances s'échelonnent dans le temps. La plus grande plantule mesure 200  $\mu$ .

Protéines	21 - 22
Composés azotés non protéiques	3 - 4
Polysaccharides - alginates	35 - 40
fucanes	2 - 3
cellulose	2,5 - 3
Lipides	1 - 3
Sucres libres	4 - 5
Cendres	25 - 30

Fig.9 : Composition générale d'*Undaria pinnatifida* récolté à l'île d'Ouessant (mars 1987). Les valeurs sont données en % de matière sèche.

Acides aminés	Libres	Totaux
Phosphosérine	-	0,130
Phosphoéthanolamine	0,024	-
Taurine	-	0,124
Ac. aspartique	0,235	1,587
Thréonine *	0,044	0,835
Sérine	0,140	0,784
Ac. glutamique	0,276	2,075
Glycine	0,027	0,942
Alanine	0,702	1,267
Cystéine	-	0,396
Valine *	Traces	0,960
Méthionine *	-	0,565
Isoleucine *	0,030	0,726
Leucine *	0,038	1,330
Tyrosine	0,043	0,619
Phénylalanine *	0,066	0,904
Lysine *	0,032	0,585
Histidine *	0,009	0,983
Arginine	0,064	0,948
Proline	0,120	0,987
Tryptophane *	-	0,251
NH <sub>3</sub>	0,033	0,323
TOTAL	1,884	17,311

Fig. 10 : Teneur en acides aminés sur les thalles d'*Undaria pinnatifida* de l'île d'Ouessant (mars 1987) : les valeurs sont données en g par 100 g de poids sec. Les astérisques signalent les acides aminés indispensables.

ACIDES AMINES	MODELES TYPES		UNDARIA PINNATIFIDA
	NAS/NRC	FAO/WHO	
HIS	17	-	56
ILE	42	40	42
LEU	70	70	77
LYS	51	55	34
MET + CYS	26	35	56
PHE + TYR	73	60	88
THR	35	40	48
TRP	11	10	14
VAL	48	50	55

Fig. 10 bis : Quantités d'acides aminés essentiels (mg) par gramme de protéines chez les thalles d'*Undaria pinnatifida* cultivés à l'île d'Ouessant (mars 1987).  
Le tableau permet de comparer les valeurs à celles définies comme idéales d'une part, par la "National Academy of Sciences" (NAS) et le "National Research Council" (NRC) d'autre part, par le groupe de la "Food and Agriculture Organization" en charge des problèmes de santé (FAO/WHO) : elles en sont très proches.

Minéraux ou Métaux lourds	Teneur par kg de matière sèche
Ca	11,9 g
K	55,2 g
Na	27,4 g
P	5,8 g
Cl	56,0 g
I	245,0 mg
Fe	103,0 mg
Cu	3,5 mg
Zn	24,0 mg
Hg	0,22 mg
Pb	0,41 mg à 1 mg
Cd	0,42 mg
Ar	31 mg
S	10 mg
Mg	trace
Se	0,16 mg
Chr	0,93 mg
Ni	2,24 mg

Fig. 11 : Tableau exposant les taux de minéraux, et de métaux lourds présents dans les plants d'*Undaria* cultivés à l'île d'Ouessant (mars 1987).

	Teneurs en µg MS	Besoins quotidiens
<u>Vitamines liposolubles</u>		
A : Bêta-carotène	12,5	1 000 µg
E : Calciférol	traces	10 µg
E : Tocophérol Ex	2,3	15 mg
Ex	12,0	
K <sub>1</sub> : Phylloquinone	8,0	
<u>Vitamines hydrosolubles</u>		
B <sub>1</sub> : Thiamine	8,8	1,5 mg
B <sub>2</sub> : Riboflavine	12,0	1,8 mg
B <sub>5</sub> : Acide pantothénique	1,6	10,0 mg
B <sub>6</sub> : Pyridoxine	2,7	2,2 mg
B <sub>12</sub> : Cyanocobalamine	3,6 10 <sup>-3</sup>	3,0 µg
Acide folique	5,5	400,0 µg
H : Biotine	0,16	200,0 µg
P.P. : Niacine	94,6	18,0 mg
C : Acide ascorbique	120,0	80,0 mg

Fig. 12 : Tableau indiquant la teneur en vitamines des échantillons d'*Undaria* récoltés à l'île d'Ouessant (mars 1987) en comparaison des besoins quotidiens d'un homme adulte (d'après DUPIN et col., 1989).

DATE	STRONTIUM 90		CESIUM 134		CESIUM 137		RADIUM 226	AUTRES
	Bq/kg frais	Bq/g Co	Bq/kg frais	Bq/g K	Bq/kg frais	Bq/g K	Bq/kg frais	
24.01.86	AAS	AAS	AAS	AAS	AAS	AAS	3,4 E-1	AAS
Seuil de mesure	2,0 E-1	/	3,5		/	3,5	4,0 E-1	

Fig. 13 : Tableau résumant les mesures de radioactivité effectuées sur des échantillons cultivés à l'île d'Ouessant. AAS = aucune radioactivité significative. Le strontium 90, le césium 134 et le césium 137 ont été traités par la méthode de l'acide nutritif fumant, le Radium 226 par la méthode à émanation, les autres radioéléments par spectrographie. (Mesures réalisées par le SCPRI).

*Undaria pinnatifida* se caractérise aussi par de teneurs élevées (fig. 12) en vitamines A, D, E, B<sub>1</sub>, B<sub>2</sub>, B<sub>6</sub>, B<sub>12</sub>, K<sub>1</sub>, et la présence de tous les acides aminés indispensables. Vu le taux relativement bas de maladies cardio-vasculaires au Japon et en Corée, notamment dans les zones à forte consommation d'*Undaria*, on est conduit à penser que c'est précisément l'utilisation de cette algue qui protège des accidents vasculaires par le biais de la vitamine K<sub>1</sub>. Celle-ci joue en effet un rôle important dans les mécanismes qui régulent la fluidité du sang.

Les taux de métaux lourds, portés sur la fig. 11, sont nettement inférieurs aux normes admises par le Conseil Supérieur de l'Hygiène Publique et par celles, plus sévères, adoptées par les Etats Unis. Ceci a pour conséquence que contrairement aux *Undaria* japonais, les *Undaria* de Bretagne peuvent aussi avoir accès au marché américain.

Le tableau (fig.14) expose aussi les résultats concernant la recherche d'organo-chlorés ; on ne les trouve qu'à l'état de traces ou à des doses largement inférieures aux valeurs toxiques.

Enfin, les mesures du taux de radio-activité (fig 13) n'ont pas révélé de valeurs significatives malgré des seuils de sensibilité extrêmement bas.

CONTAMINANTS		TENEUR
Organochlorés	- Lindane	15 mg/Ton
	- 2 - 4 DDE	< 5 "
	- 4 - 4 DDE	< 5 "
	- 2 - 4 DDT	< 5 "
	- 4 - 4 DDT	< 5 "
AUTRES ORGANOCHLORES		NON DETECTES
PCB	- DP3	0,075 mg/kg
	- DPC	0,045 "
	- Aroclor 1254	0,075 "
Nitrites		< 0,5 mg/kg
Nitrates		< 165 mg/T.
Aflatoxines	- B <sub>1</sub>	< 0,7 mg/T.
	- B <sub>2</sub>	
	- G <sub>1</sub>	
	- G <sub>2</sub>	

Fig. 14 : Recherches des contaminants chez des thalles d'*Undaria pinnatifida* obtenus en culture à l'île d'Ouessant (mars 1987). Les taux sont largement en-dessous des doses tolérées.

## b) Le marché

Le marché e(A. AKAZAKI 1977 ; WATANABE et coll. 1984) est centré sur l'Extrême-Orient où près de 500 000 T sont consommées par an. La Corée du Sud arrive au premier rang avec la production annuelle de 250 000 T et une consommation de 200 000 T. Ces 250 000 T représentent une moyenne car en effet, selon les années, la récolte varie de 120 000 T à 330 000 T (1981 année record). Le Japon arrive au deuxième rang : il cultive de 80 000 à 120 000 T et en utilise plus de 170 000, d'où une importation de 30 000 à 40 000 T sous forme d'*Undaria* salé en provenance de Corée, ce qui correspond à environ 150 000 T d'*Undaria* frais.

La Chine s'intéresse à cette culture depuis 1975 : elle produit actuellement 40 000 T consommées sur place (C.W. WU, 1988, Communication personnelle).

La demande croît chaque année de 2 à 5 % alors que les surfaces disponibles sont limitées et même parfois, comme au Japon, en régression dans les baies trop polluées par les métaux lourds.

Le marché américain et le marché européen des algues commencent à se structurer. La preuve en est apportée par le succès de la culture et de la commercialisation aux USA d'une autre algue à vocation alimentaire<sup>(1)</sup> : *Porphyra yezoensis* (J. MERRILL, Sea vegetable company 1989).

C'est pourquoi disposant, grâce à l'introduction involontaire dans l'Étang de Thau, de plants d'*Undaria* devenant fertiles, il a paru intéressant d'essayer de cultiver cette espèce dans les eaux françaises, avec comme objectif d'être plus performant que l'Extrême-Orient.

Le suivi de l'évolution des plants sauvages sur la côte de la Méditerranée et dans l'étang de Thau (PEREZ et col., 1981) a conduit à constater que, conséquence de la brusque montée de la température et de l'éclairement au printemps dans cette zone, l'algue perd rapidement ses qualités commerciales ; elle devient épaisse, fibreuse, épihytée et révèle au palais un goût amer.

(1) L'étude de marché de MERRILL montre que la demande en algues alimentaires aux USA progresse de 55 % par an depuis 1984. Le Japon fournit 54 % de cette demande suivi par la Corée 20 % et la Chine 19 %, pour un gain de 1,7 milliard de dollars US. La "Sea Vegetable Company" offre depuis 1988 aux américains une préparation "riz-*Porphyra*-crevettes" ou riz-*Porphyra*-surimi" ; elle cultive pour cela *Porphyra yezoensis* sur 360 unités (200 hectares) dans l'état de Washington avec 10 permanents et 50 temporaires.

En atlantique et en Manche, la température de l'eau et l'éclairement s'élèvent progressivement, ce qui permettait d'espérer une qualité élevée se maintenant pendant une longue période. La côte Bretonne nous a donc paru plus propice à la culture d'*Undaria* que le rivage méditerranéen. Des expériences furent donc réalisés à l'Ile d'Ouessant où la coopérative des pêcheurs nous apporta une aide précieuse.

Dans un premier temps, nous avons utilisé strictement la technique traditionnelle appliquée en Extrême-Orient, ce qui nous a permis de mettre en évidence les contraintes qu'elle occasionne, contraintes difficilement acceptables dans le contexte socio-économique de l'occident.

Le principe général de la culture d'*Undaria* consiste à obtenir des plantules en éclosérie sur une cordelette que l'on pourra ensuite placer en mer. On distingue trois grandes étapes :

- l'ensemencement des collecteurs,
- la production des plantules en bassin ou phase de préculture,
- la mise en mer.

## II- LA TECHNIQUE DE CULTURE TRADITIONNELLE

### A- Description de la technique (KANG 1977)

Dans cette technique, l'ensemencement est directement effectué à partir des spores.

#### a) L'ensemencement des collecteurs (fig. 15)

L'algoculteur recueille en mai ou juin des bases fertiles, c'est-à-dire la partie du stipe portant les deux membranes spiralées et sombres. Il les brosse et les nettoie le plus soigneusement possible de tout ce qui peut être fixé sur elles : ascidies, éponges, bryozoaires, larves, algues épiphytes. Il a besoin de 150 kg de bases pour un bassin de 3 m<sup>3</sup>, ce qui représente environ 700 à 800 bases.

On conçoit aisément qu'il ne parvient pas à un nettoyage parfait : des spores, des zygotes, des larves, des formes de résistance échappent au brossage et restent dans les replis des membranes.

Les bases sont disposées à l'air et à l'obscurité pendant une nuit afin qu'elle subissent un début de déshydratation. Au lever du jour, on les plonge dans un bassin rempli d'eau de mer fraîche (14-15°C) ; le milieu est alors fortement agité à l'aide de longues perches par de nombreuses personnes groupées autour du bassin.

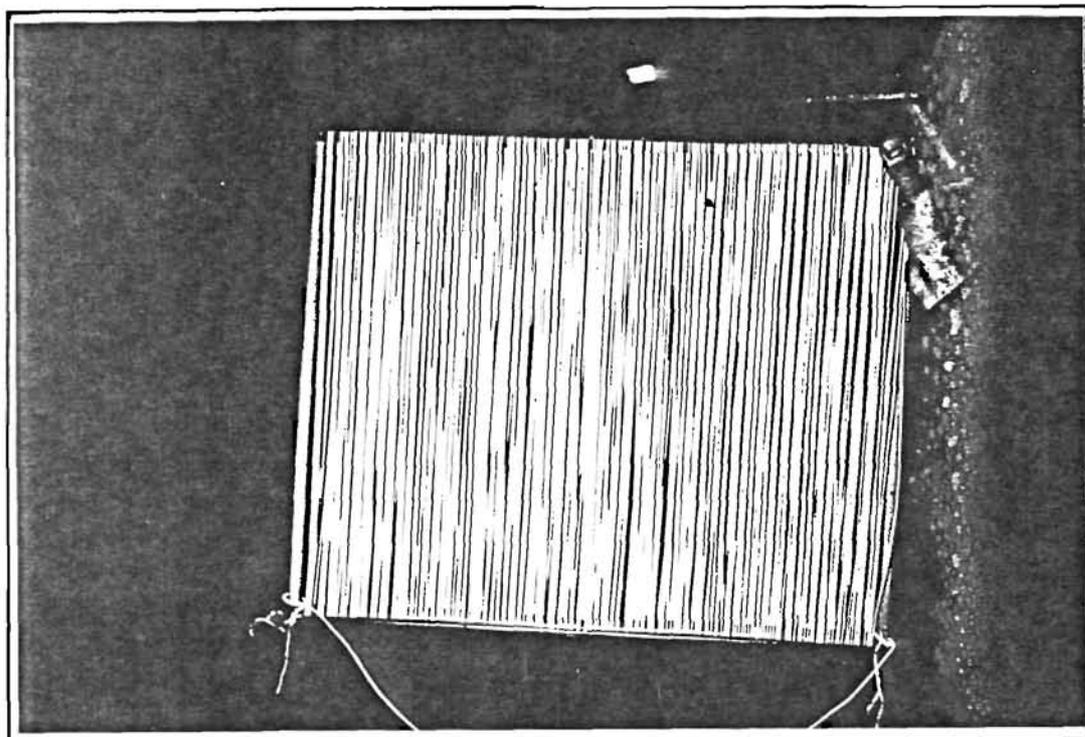


Fig. 16 : Une vue du collecteur coréen : les côtés verticaux sont constitués de baguettes plastique cylindriques et creuses (bc). Les côtés horizontaux sont des baguettes planes crantées (bp) "mâles" sur lesquelles vient se plaquer une baguette crantée femelle (bpf). Le collecteur peut porter 150 m de cordelette. Il a l'inconvénient d'être trop léger.

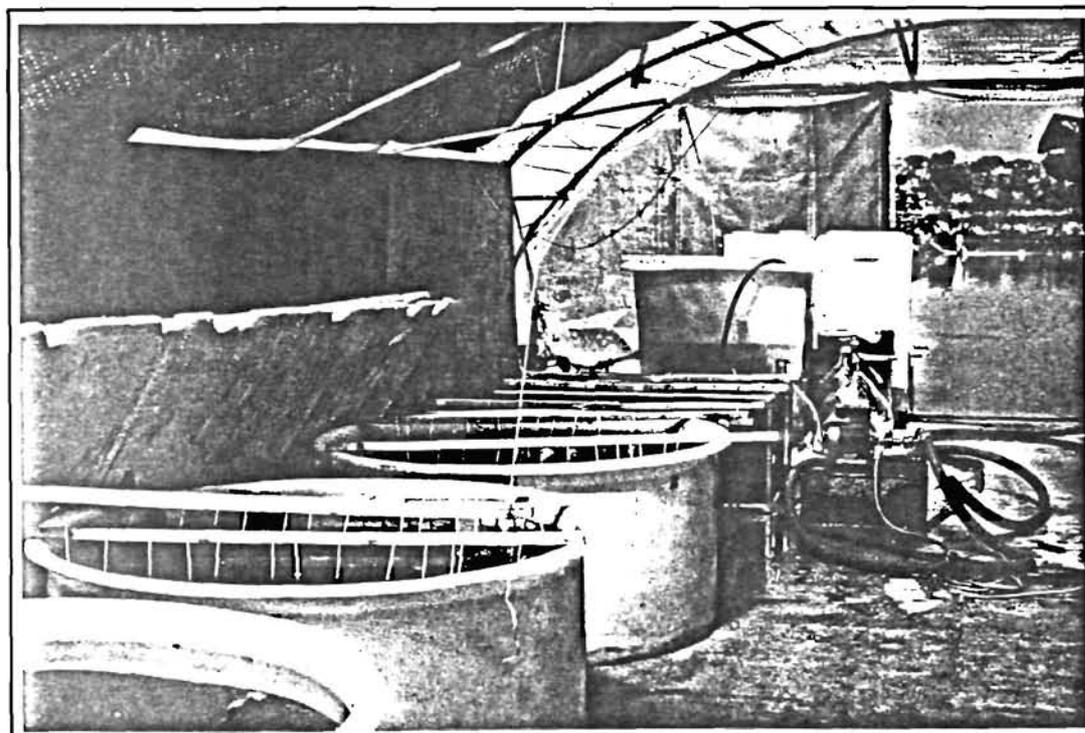


Fig. 18 : Une vue de l'essai de culture réalisée à la station de Bouin selon la méthode coréenne. Les collecteurs ont été recouverts pendant 3 mois par une plaque de polystyrène qui ne fut enlevée qu'en septembre.

La brusque réhydratation des tissus de l'algue, le choc thermique, le choc lumineux, le brassage de l'eau provoquent l'ouverture des sporocystes et la libération des spores.

A mesure que l'émission s'intensifie, l'eau prend une teinte marron de plus en plus foncé. L'observation de quelques gouttes au microscope permet de suivre le phénomène : lorsque l'on compte 30 spores nageantes dans le halo lumineux du microscope au grossissement 100, on estime qu'on est parvenu à une densité suffisante pour un ensemencement correct. Cela demande en principe 20 à 30 mn. Dès lors, l'algoculteur suspend les collecteurs en position verticale dans le bassin.

Le collecteur coréen est constitué d'un cadre en plastique de 50 cm de côté (fig. 15) pourvu sur 2 côtés parallèles, d'encoches espacées de 3mm. Autour du cadre est enroulé en spirale, coincée dans les encoches, une cordelette en polyamide de 1 à 2 mm de diamètre composée de 3 fils tressés. Une barrette (b), elle aussi pourvue d'encoches, vient se clipper sur chacun des côtés supportant la cordelette ; son rôle est de maintenir l'écart entre les spires de la cordelette, ce qui assure une indispensable circulation de l'eau. Chaque collecteur contient environ 170 m de cordelette.

Quelques jours avant l'ensemencement, chaque collecteur a été trempé pendant plusieurs heures dans de l'eau douce courante de façon à éliminer les éventuels radicaux toxiques que pourraient exsuder le cadre plastique et la cordelette.

Les spores en nageant viennent toucher la cordelette et s'y fixent en perdant leurs flagelles. Après 35 à 45 mn, les collecteurs sont ensemencés. On les retire du bassin d'ensemencement et on les suspend toujours verticalement dans un autre bassin d'eau de mer à 15°C d'où les compétiteurs ont été supprimés par filtration à travers un tamis à mailles de 0,45  $\mu$ .

b) La production de plantules en bassin : (la préculture).

Si l'on plaçait immédiatement en mer les collecteurs ensemencés, des éléments reproducteurs d'autres organismes (algues, bryozoaires, larves) viendraient se fixer sur la cordelette et entreraient en compétition avec les gamétophytes nés de la germination des spores d'*Undaria* jusqu'à prendre le dessus sur eux et les éliminer.

En gardant les cadres en bassin pendant un temps, on limite l'incidence des compétiteurs et on donne à *Undaria*,

par rapport à tout ce qui pourra se fixer sur la cordelette après la mise en mer, une avance telle que ces fixations postérieures n'aient plus d'effet sur le développement des plantules.

En Corée et au Japon, le maintien en bassin est aussi lié aux conditions climatiques. En effet, au moment de la libération des spores, la température de l'eau de mer est de 18-20°C. Elle peut atteindre 27° pendant l'été. Or, les plantules dégénèrent dès que l'on dépasse 17°C. Ainsi, est-il nécessaire de garder les collecteurs dans une salle dont les parois épaisses (généralement en bois) maintiennent une relative fraîcheur. Mais, il ne faut pas non plus que la plantule se développe au-delà de 5 mm car, à partir de cette taille, elle ne supporte plus la vie en bassin et blanchit rapidement. Aussi, entre juin et septembre, les bassins sont laissés dans la pénombre de façon à ce que le cycle de reproduction d'*Undaria*, c'est-à-dire la formation des gamétophytes, la gamétogénèse, la germination des zygotes et la croissance des plantules, se déroule au ralenti.

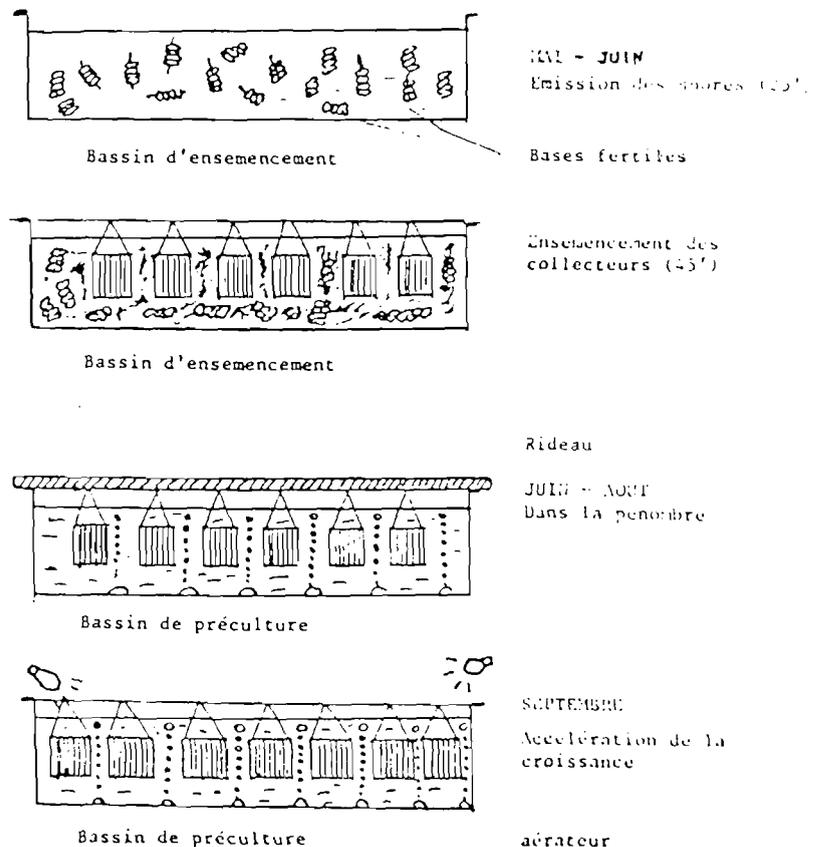


Fig. 15 : Schéma montrant la technique d'ensemencement des collecteurs et la production de plantules selon la méthode asiatique à partir des spores.

On n'élève la luminosité que vers la mi-septembre, un mois avant la date prévue pour la mise en mer, en tirant les rideaux qui voilaient les fenêtres et en allumant des ampoules électriques disposées aux quatre coins du bassin. Parallèlement, on injecte des sels nutritifs (Nitrate de Sodium et Phosphate de Potassium) de façon à obtenir rapidement des plantules de 3 à 4 mm de longueur.

Pendant les 4 mois où la lumière est atténuée, il faut impérativement tous les trois jours :

- remplacer les 3 m<sup>3</sup> d'eau des bassins par de l'eau de mer filtrée à 0,45 µ ;
- enlever avec un pinceau doux de chaque collecteur les compétiteurs qui s'y sont installés. Les bases fertiles qui ont servi au départ à la libération des spores dans le bassin d'ensemencement étant imparfaitement nettoyées ont servi de vecteurs à des d'organismes divers qui prolifèrent rapidement et parviendraient à étouffer *Undaria* s'ils n'étaient éliminés à mesure qu'ils se manifestent. L'emploi d'algicides ou de biocides est impossible car les plantules d'*Undaria* y sont très sensibles.

### c) La mise en mer

Dès que la température de l'eau devient inférieure à 17°C, le transfert en mer peut être réalisé. Il s'effectue en 2 temps :

- dans un premier temps, les collecteurs sont immergés par 4 à 5 m de fond dans un lieu où la houle est atténuée et la turbidité faible ; cette étape qui dure un mois permet aux plantules de s'habituer aux conditions naturelles, notamment à l'éclairement solaire et à l'hydrodynamisme. Lorsque les collecteurs sont remontés, beaucoup de plantules ont été éliminées ; les autres, environ 8 à 10 par mètre, mesurent 5 à 6 cm de longueur.
- Dans un deuxième temps, la cordelette est enroulée en spirale autour d'un cordage porteur (fig. 17) de 15 à 20 mm de diamètre, maintenu à 1 mètre de la surface par un ensemble de flotteurs et de contrepoids. En prévision d'une récolte assez lourde, on utilise des flotteurs de 5 litres disposés à 3 m d'intervalle. Le cordage porteur est tendu parallèlement à la direction de la houle de façon à ce que le rideau d'*Undaria* qui va se former ne fasse pas un mur face aux vagues. Chaque extrémité est stabilisée par des ancrages en fer ou en béton.

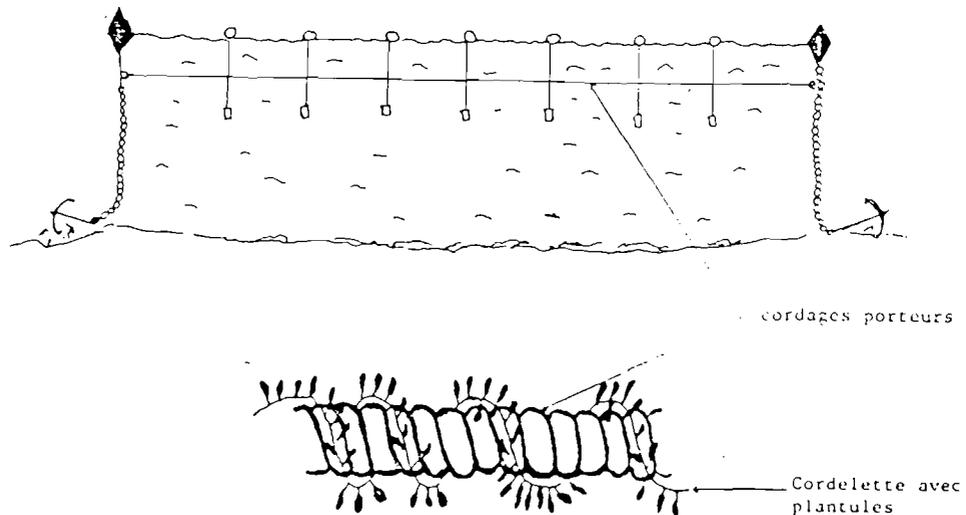


Fig. 17 : Schéma représentant la disposition du cordage porteur en mer et la façon dont est enroulée autour du cordage porteur la cordelette portant les plantules nées en écloserie.

A la place du cordage porteur, certains utilisent des câbles composés de lanières découpées dans de vieux pneus, ou de nappes de vieux filets tressés (FLOC'H, 1987).

Pour l'enroulement en spirale de la cordelette autour du cordage porteur, certains le font directement en faisant tourner le collecteur autour du cordage ; d'autres préfèrent d'abord réunir la cordelette en une pelote.

#### B- Les inconvénients de la technique extrême-orientale

Nous avons réalisé en 1984 des essais de cultures d'*Undaria* selon la méthode traditionnelle décrite ci-dessus. La semence a été obtenue à partir de bases fertiles récoltées en mai dans l'étang de Thau et ramenées par avion dans une enceinte isotherme (15°C) à la station IFREMER de BOUIN (Vendée) (PEREZ et al., 1984).

Après une nuit à l'obscurité et à l'air, ces bases ont libérées suffisamment de spores pour que nous puissions ensemercer des collecteurs recouverts du même fil que celui utilisé en Corée (Kuralon).

La période de préculture a été faite dans des bassins en plastique abrités sous une serre que la Station de Bouin (Vendée) a mis à notre disposition. Chaque bassin fut recouvert, pour réduire la lumière, d'une plaque de polystyrène ; cette dernière ne fut retirée qu'en septembre (fig. 18).

La mise en mer eut lieu à l'île de Croix (entre l'île et le continent), à l'île d'Ouessant (dans la baie de Lampaul), à Saint Malo (dans l'estuaire de la Rance).

Bien que la récolte fut dans les 3 lieux fort appréciable et permettait de conclure que la croissance d'*Undaria* était excellente dans les eaux bretonnes, les inconvénients de la méthode traditionnelle ont pu être notés :

- l'ensemencement des collecteurs s'effectue au moment où *Undaria* est fertile, c'est-à-dire uniquement en mai-juin. Comme il n'y a qu'une seule période de fertilité, il n'y a qu'une seule période d'ensemencement et une seule récolte par an.

Si pour des raisons diverses, ensemencement insuffisant, mauvais temps, épidémie, attaque de prédateurs, la culture est affectée, la récolte est mauvaise sans aucun recours possible, ce qui explique les fortes variations des productions coréenne (120 000 à 330 000 T) et japonaise (de 80 000 à 120 000 T) d'une année sur l'autre.

- La phase de maintien en bassin qui dure près de 4 mois demande beaucoup de soins, de patience et de main-d'oeuvre. Changer tous les trois jours de grands volumes d'eau tout en maintenant la stérilité de celle-ci constitue une opération délicate et coûteuse. De plus, nettoyer tous les trois jours au pinceau chaque collecteur sur ses 2 faces représente une tâche longue et pénible sachant que chaque bassin contient 100 à 120 collecteurs et que chaque algoculteur a besoin pour la saison de 4 à 5 bassins. La douceur est de rigueur car le pinceau ne doit pas arracher trop de plantules.
- Lorsqu'on analyse le coût de ce mode de culture à la lumière des conditions socio-économiques de la France, on arrive à un prix de revient de la tonne d'*Undaria* 17 fois supérieur à celui des *Undaria* coréens, le poste le plus coûteux étant bien entendu celui de la main d'oeuvre.

Pour qu'une culture d'*Undaria pinnatifida* puisse se développer sur les côtes bretonnes, il faut

impérativement que, sur le plan économique, elle soit compétitive vis-à-vis des productions asiatiques ; or, la technique utilisée en Extrême-Orient ne permet pas cette compétitivité. Il fallait donc rechercher une autre méthode qui évite les inconvénients de la précédente et tire profit des conditions climatiques particulières du rivage breton : la température de l'eau de mer restant généralement inférieure à 17°C, la culture pourrait se faire tout au long de l'année si on avait constamment le moyen d'ensemencer les collecteurs.

### III- LA NOUVELLE TECHNIQUE DE CULTURE

#### A- Description de la technique

La technique mise au point en 1983 se caractérise par le fait que l'ensemencement est réalisé à partir de gamétophytes obtenus à volonté au laboratoire selon une méthode originale appelée "Free-living".

On retrouve dans la procédure les 3 étapes de la technique traditionnelle :

- ensemencement des collecteurs
- obtention des plantules en préculture
- mise en mer.

Mais, le nouveau mode d'ensemencement modifie le déroulement de chacune de ces étapes.

#### a) L'ensemencement

##### 1) La production de la semence

En 1971, PEREZ attire l'attention sur le fait qu'en culture au laboratoire les gamétophytes de *Laminaria digitata* s'allongent démesurément lorsque on les dispose à une température de 18-19°C. HUE (1981, communication personnelle) signale le même phénomène chez *Laminaria japonica* à 17-18°C et chez *Undaria pinnatifida* à 21-22°C : le développement végétatif s'accélère tandis que la gamétogénèse est suspendue jusqu'à ce que la température s'abaisse à 16°C pour *Laminaria digitata*, à 17° pour *Undaria*, à 15° pour *Laminaria japonica*. Le processus de production de semence découle de ces observations.

- description du processus

Toutes les opérations sont effectuées à 15°C avec de l'eau stérilisée à l'autoclave sous 1 bar à 120°C pour détruire toute vie végétale qui risquerait d'envahir le milieu de culture dès l'adjonction des sels nutritifs.

On prélève d'abord quelques fragments de base fertile (2 à 3 morceaux par base de façon à obtenir un mélange). Chaque fragment est longuement lavé et brossé avec un pinceau dur dans une succession de bains :

- bain d'eau de mer stérilisée,
- bain d'eau de mer javalisée à 0,5 % où on le trempe pendant 2 mn,
- 2 bains de rinçage à l'eau stérilisée pour éliminer l'eau de javel.

On le sèche au papier buvard puis on le laisse à l'obscurité et à l'air pendant 3 à 4 h. Après cette période de déshydratation partielle, il est immergé dans 200 cc d'eau de mer stérilisée et fraîche (15°C) ; on agite alors fortement. Les spores sont libérées au bout de 10 à 15 mn. On doit observer au grossissement 40 du microscope optique un véritable grouillement de zoïdes fusant dans toutes les directions.

L'eau contenant les spores est filtrée à plusieurs reprises à travers des tamis à mailles très fines (20  $\mu$ ) qui retiennent les substances mucilagineuses (alginates, laminarine) exsudées par l'algue. Ces colloïdes seraient nocifs pour le devenir des éléments reproducteurs. On obtient un filtrat F renfermant les spores nageantes.

Pendant que se déroulent ces opérations, on prépare dans un ballon de 2 litres une solution nutritive composée de :

- 2 litres d'eau de mer stérilisée
- 4 ml du milieu de Miquel A
- 2 ml du milieu de Miquel B
- 2 ml du milieu de Provasoli type 6
- 10 ml d'une solution de  $G_eO_2$  à 1g/litre (5ppm)
- 1 ml d'une solution de Kanamycine à 100 g/litre (50 ppm).

Au bout de quelques secondes, il se forme un précipité cotonneux (fig. 19) qui occupe d'abord le tiers inférieur du ballon, puis qui s'étend à l'ensemble du récipient ; il est dû au phosphate de calcium qui, soluble dans la solution acide du Miquel B, devient insoluble lorsqu'on le verse dans l'eau de mer dont le pH tourne autour de 8. Ce précipité joue un rôle fondamental : pour germer, la spore a besoin de se fixer sur un substrat. Or, il faut éviter

qu'elle adhère à la paroi du ballon sans quoi elle ne pourrait plus être remise en suspension. On lui offre donc comme substrat les fibres du précipité.

Dés que le précipité s'est installé, on verse 30 à 40 ml du Filtrat F dans le ballon et on laisse au repos durant 3 jours. Puis, on établit une agitation par bullage ; le précipité se désagrège et les gamétophytes nés de la germination des spores se trouvent libres dans les courants induits par l'agitation, d'où le nom de " Free-Living" donné à ce type de culture.

On sait que certaines des cellules composant le gamétophyte se transformeront en gamètes au moment de la maturité. Ainsi, plus il y aura de cellules gamétophytiques, plus il y aura de gamètes et, à terme, plus on obtiendra de zygotes et de plantules.

On a donc intérêt à pousser le gamétophyte à produire le plus de cellules possible. Pour cela, il faut l'empêcher de devenir fertile, car, lorsqu'il le devient, la multiplication cellulaire s'arrête. On aboutit à ce résultat en plaçant la culture sous un éclairage continu de  $40\mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$  (2 000 Lux), à une température de 22°C.

Pour éviter un choc thermique qui serait préjudiciable aux jeunes gamétophytes, on élève la température de 0,5°C par jour jusqu'à 22°. Les gamétophytes se développent alors rapidement, s'allongent démesurément, se ramifient, se cassent en fragments sous l'effet de l'agitation ; chaque fragment s'allonge à son tour, se ramifie, se scinde en brins qui s'accroissent et se fragmentent à leur tour, et ainsi de suite.

Le contenu du ballon, d'abord clair, s'assombrit au fil des jours à mesure que la multiplication cellulaire s'accélère, jusqu'à devenir opaque. On divise alors le contenu du premier dans deux autres ballons ayant reçu la même solution nutritive et le processus de multiplication se poursuit. On parvient à obtenir ainsi de grandes quantités de gamétophytes (fig. 20).

Dans la pratique, à partir d'un ballon de 2 litres, nous versons le contenu dans un ballon de 6 litres et complétons avec 4 litres de solution nutritive : en 30 jours, le ballon de 6 litres devient à son tour opaque. Cela ira d'autant plus vite qu'on renouvellera fréquemment le milieu.

Une fois le ballon devenu opaque, le nombre de gamétophytes n'augmentera plus car la quantité de lumière pénétrant à l'intérieur n'est plus suffisante pour assurer la photosynthèse et, par voie de conséquence, la multiplication cellulaire.

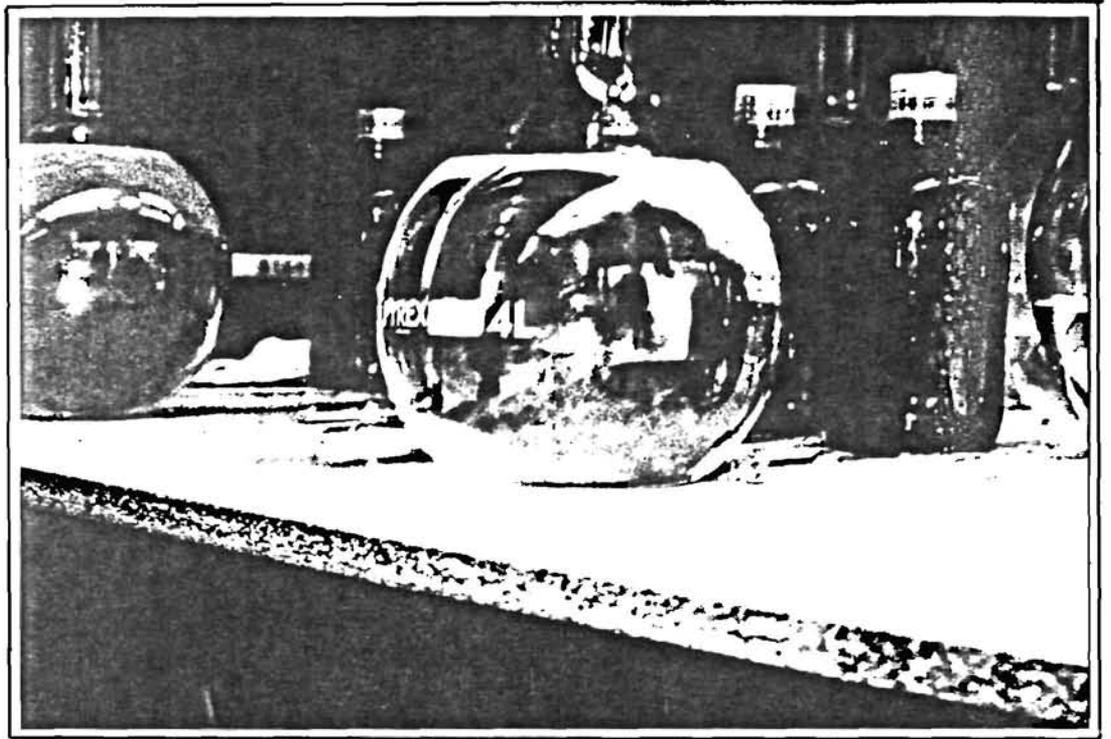


Fig. 19 : Une vue du précipité de Phosphate de Calcium qui est utilisé pour empêcher que les spores n'aillent se fixer sur les parois du ballon : elles restent piégées dans les fibres du nuage blanc sur lesquelles elles se fixent et germent. Ce précipité est obtenu lorsqu'on ajoute le milieu de "Miquel B."

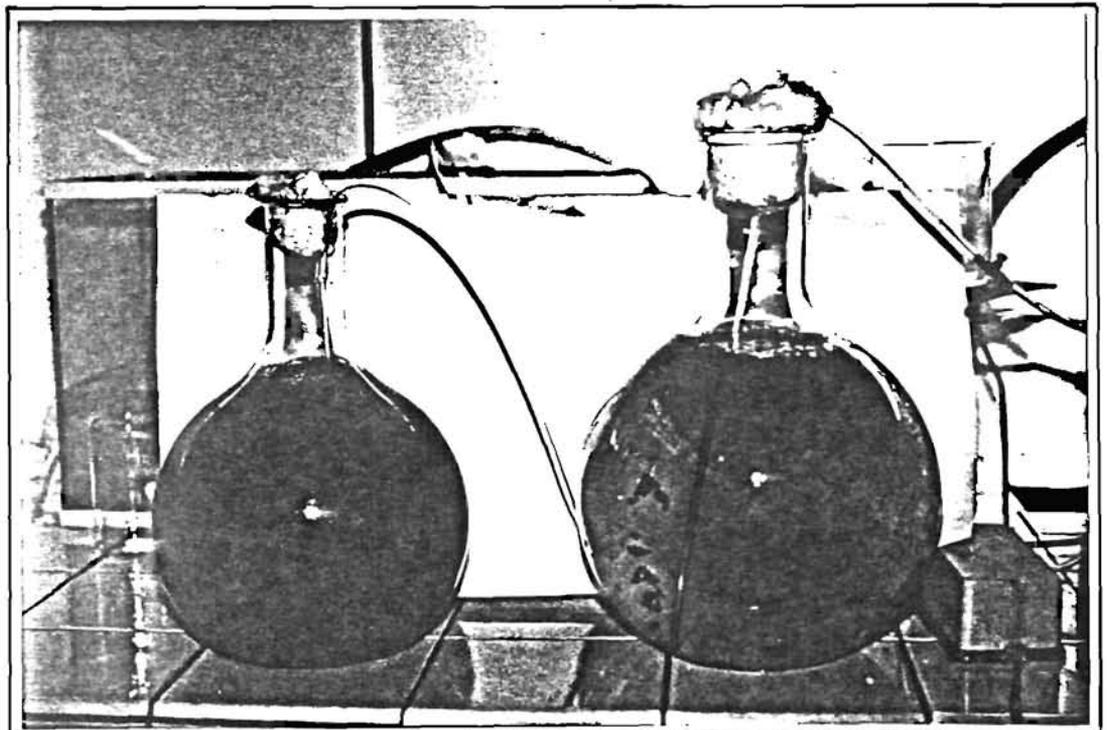


Fig. 20 : à gauche : ballon où les gamétophytes en free-living se sont multipliés jusqu'à rendre le milieu opaque. A droite, un ballon récemment ensemencé avec des gamétophytes du ballon de gauche : dans un mois, il sera aussi sombre que ce dernier. On peut ainsi produire de la semence à volonté.

On peut conserver la préparation dans cet état. Nous la maintenons dans une armoire isotherme à 22°C, sous 40  $\mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$  (fig. 21). L'expérience montre que, même ramenée à 15°C par pallier de 0,5°C par jour, il n'y a pas formation de gamète tant que les gamétophytes sont dans le ballon opaque, sans doute à cause, là aussi, de l'insuffisance de lumière.

Si l'on prend soin de renouveler le milieu tous les quinze jours, il n'y a pas détérioration de la semence. Le changement de milieu s'effectue de la façon suivante :

- On arrête le bullage et on laisse le ballon au repos pendant 1 heure : les gamétophytes ayant une densité supérieure à l'eau de mer sédimentent au fond du ballon.
- A l'aide d'un fin tuyau stérile, on aspire le surnageant jusqu'à ne laisser que 300 à 400 ml dans le ballon.
- Les 300 à 400 ml contenant les gamétophytes sont placés dans un bécher et broyés à l'aide d'un mixer du type "Ultra Turrax" : souvent, lorsque la densité est élevée, le bullage n'est plus assez puissant pour casser les filaments de plus en plus longs : ceux-ci s'agglutinent en amas qui tombent dans le fond du ballon et ne peuvent plus être remis en suspension. Le broyage permet de les réduire et assure une meilleure circulation.
- Une fois broyé, le bouillon de gamétophytes est versé dans un nouveau ballon de 6 l, (préalablement stérilisé à l'étuve à 120°C) que l'on complète avec une solution neuve de nutriments de même composition que la solution nutritive initiale décrite lors de la mise en culture des spores.

On note que la solution nutritive contient toujours de la kamamycine et du dioxyde de germanium.

- La dose de Kanamycine a pour rôle d'empêcher le développement des cyanophycées, algues constituées de longs filaments qui créent avec les gamétophytes de lourds conglomérats et provoquent la sédimentation de tout le Free-Living sur le fond du ballon où il se dégrade. L'emploi de la kanamycine fait suite aux travaux de HUE (1981 : communication personnelle). Partant de l'hypothèse que les cyanophycées sont proches des champignons et des bactéries, il a testé sur ces algues un grand nombre d'antibiotiques, d'antiseptiques et d'antifongiques ; il a pu aussi sélectionner 2 produits actifs : la kanamycine et la sisoline (à utiliser en synergie, l'une à 300 ppm,

Fig. 21 : Une vue de l'armoire de culture servant au stockage de la "semence". Chaque ballon contient un stock de gamétophytes dont le sex-ratio est régulièrement déterminé de façon à ce que, au moment de l'utilisation, on rétablisse par mélange une sex-ratio de 50-50. Le milieu est changé tous les quinze jours, l'éclairement est fixé à  $40\mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$  et la température à  $22^\circ\text{C}$ .

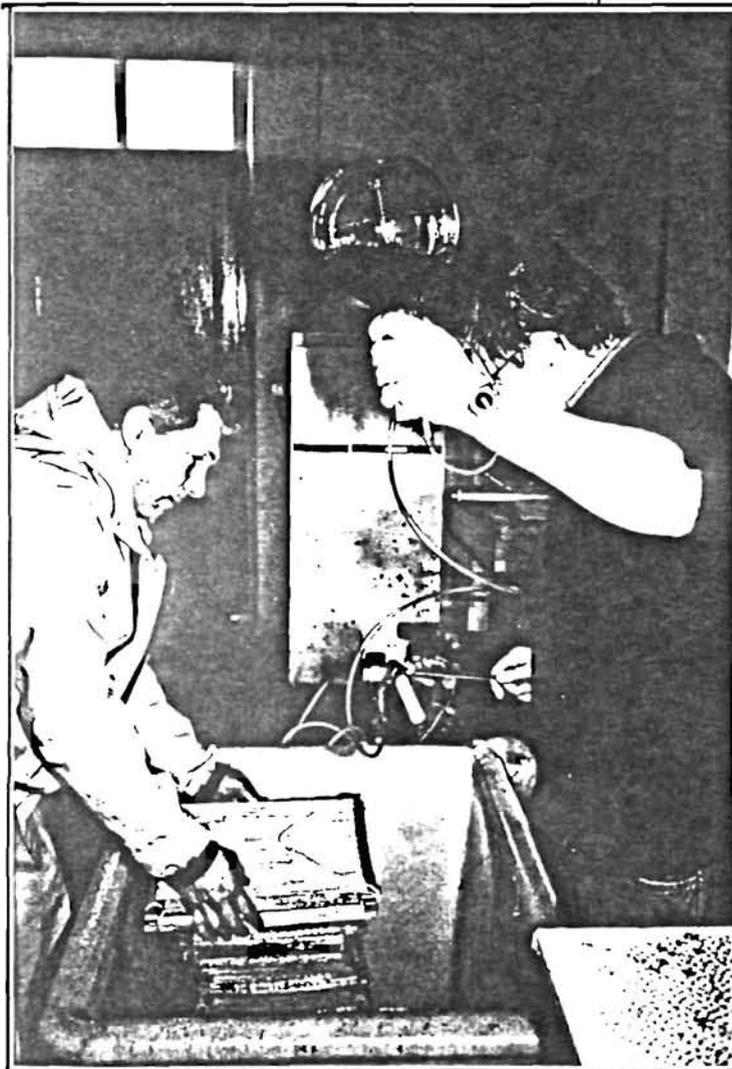
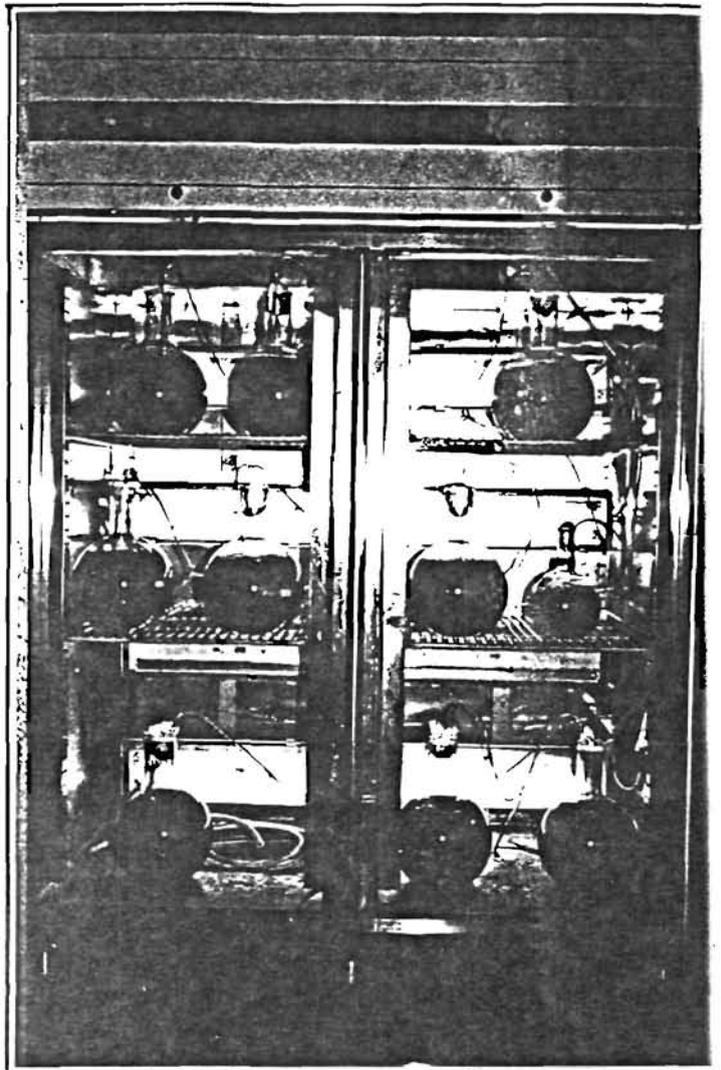


Fig. 25 : La pulvérisation sur les collecteurs. On remarque que les collecteurs toujours disposés en pile de 12 ou 15. Ainsi, la solution contenant les gamétophytes en excès sur le collecteur du dessus coule et est récupérée par le collecteur situé dessous : les pertes sont aussi limitées et l'ensemencement meilleur. Un ballon de 6 l de free-living opaque permet de couvrir 160 collecteurs.

d'intensité lumineuse, de photopériode, de milieu nutritif et de bullage ont été strictement identiques.

On peut se demander s'il n'y a pas une influence hormonale d'un sexe sur l'autre qui parviendrait à éliminer par destruction ou par transformation le sexe complémentaire à partir d'une domination numérique, même légère au départ, ou d'une sécrétion plus forte.

Nous n'avons pas été plus loin dans cette voie ; mais, nous en avons tiré les conséquences après quelques échecs d'ensemencement : on doit prendre garde que la semence utilisée contiennent autant de gamétophytes mâles que de gamétophytes femelles. S'il n'y avait que des gamétophytes femelles ou que des gamétophytes mâles, il n'y aurait bien entendu peu ou pas de fécondation et de plantule. Pour éviter cela, on mélange le contenu de plusieurs ballons ayant des gamétophytes de sexes complémentaires jusqu'à s'approcher du sex-ratio de 50 %.

#### - Pulvérisation sur les collecteurs

On peut ensemercer les collecteurs à tout moment puisqu'on dispose en permanence de semences.

Si les ballons opaques contenant les gamétophytes sont stockés à 22°C, on les ramène progressivement à la température de 15°C à raison de 0,5° par jour ; on établit à nouveau une photopériode de 14/10 puis 12/12 qui favorise la gamétogénèse et l'apparition des plantules.

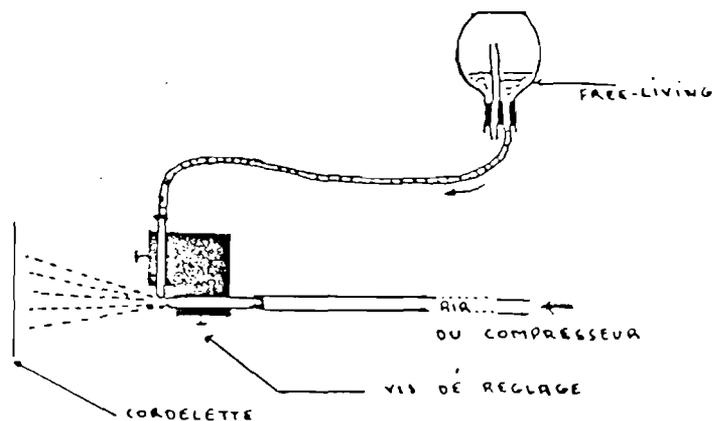


Fig. 22 : Schéma du pulvérisateur que nous avons confectionné. Malgré sa structure très simple, il présente l'avantage de ne pas soumettre les gamétophytes à une surpression, contrairement à la plupart des pulvérisateurs du commerce.

En utilisant l'appareil présenté sur la fig. 22, on projette à l'aide d'air sous pression les gouttelettes du bouillon de gamétophytes sur la cordelette des collecteurs.

Le collecteur (fig. 23) que nous avons choisi diffère du type coréen. Il se compose d'un cadre en altuglas de 30 cm de côté, collé aux quatre angles. Avant le collage, on a enfilé sur 2 côtés parallèles une gaine électrique annelée. Les crans de la gaine jouent le même rôle que les encoches du collecteur asiatique : ils séparent les spires de la cordelette par des espaces de 3 mm. La gaine étant arrondie, le fil n'est pas sectionné comme cela aurait été le cas si l'on avait directement appliqué sur les angles droits des réglettes.

L'altuglas étant plus lourd que l'eau et ne piégeant pas l'air, le cadre peut être suspendu bien verticalement dans le bassin, contrairement au collecteur type "coréen" qui emprisonne l'air entre les côtés du cadre et la barrette (b) et qui, de ce fait, remonte souvent en surface lorsqu'on déclenche le bullage. Un tel déplacement n'est pas gênant dans le cas d'un ensemencement par spores car celles-ci sont solidement fixées sur la cordelette ; mais, il serait très préjudiciable dans le cas d'un ensemencement par gamétophytes car, pendant les premiers jours suivant la pulvérisation, les gamétophytes sont juste accolés à la cordelette et se décrochent au moindre mouvement.

La cordelette en polyamide a été fournie par la société KLM de Douarnenez qui la confectionne selon nos indications. Formée de 3 multibrins tressés, elle possède un diamètre de 2 à 3 mm. Plus fine, elle casserait lors de la mise en mer ; plus large, elle serait plus onéreuse. Elle n'est ni paraffinée, ni siliconée ; elle n'est soumise à aucun blanchissement par oxygénation ; elle est donc de teinte grisâtre. Si elle était lisse, la plupart des gouttelettes provenant de la pulvérisation glisseraient tout au long et tomberaient amenant avec elles les gamétophytes. L'ensemencement serait alors insuffisant.

La cordelette doit être pelucheuse mais sans excès car lorsqu'elle est recouverte de barbules longs, nombreux et entrelacés, les gamétophytes, puis les plants qui germent restent sur l'extrémité de ces barbules, et, de ce fait, ne sont pas suffisamment retenus. Ils se décrochent à la moindre agitation.

On peut le vérifier aisément sous la loupe binoculaire : dès que l'on secoue légèrement la cordelette, les plantules dont les haptères ne parviennent pas à enlacer le barbule, glissent vers l'extrémité de celui-ci et sont emportées par le courant (fig.24).

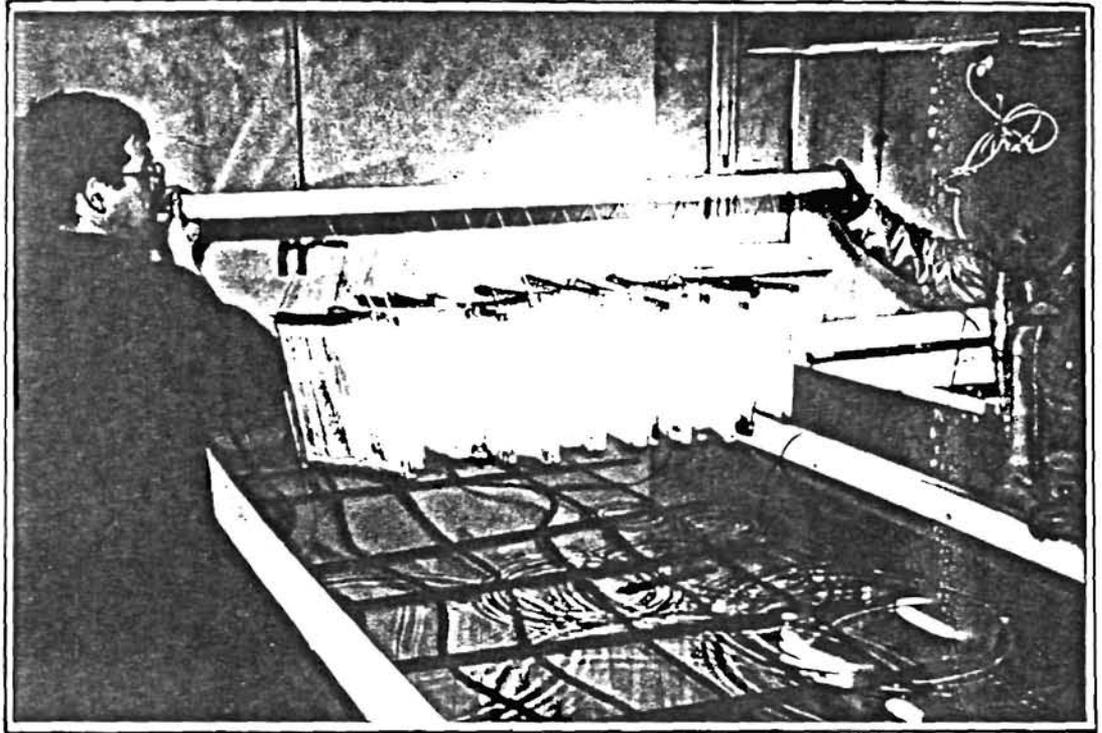


Fig. 26 : La mise à l'eau des collecteurs ensemencés : il s'agit d'opérer le plus lentement possible et sans à-coup pour éviter que les gamétophytes ne se détachent des cordelles. Il y a toujours un certain pourcentage de pertes.

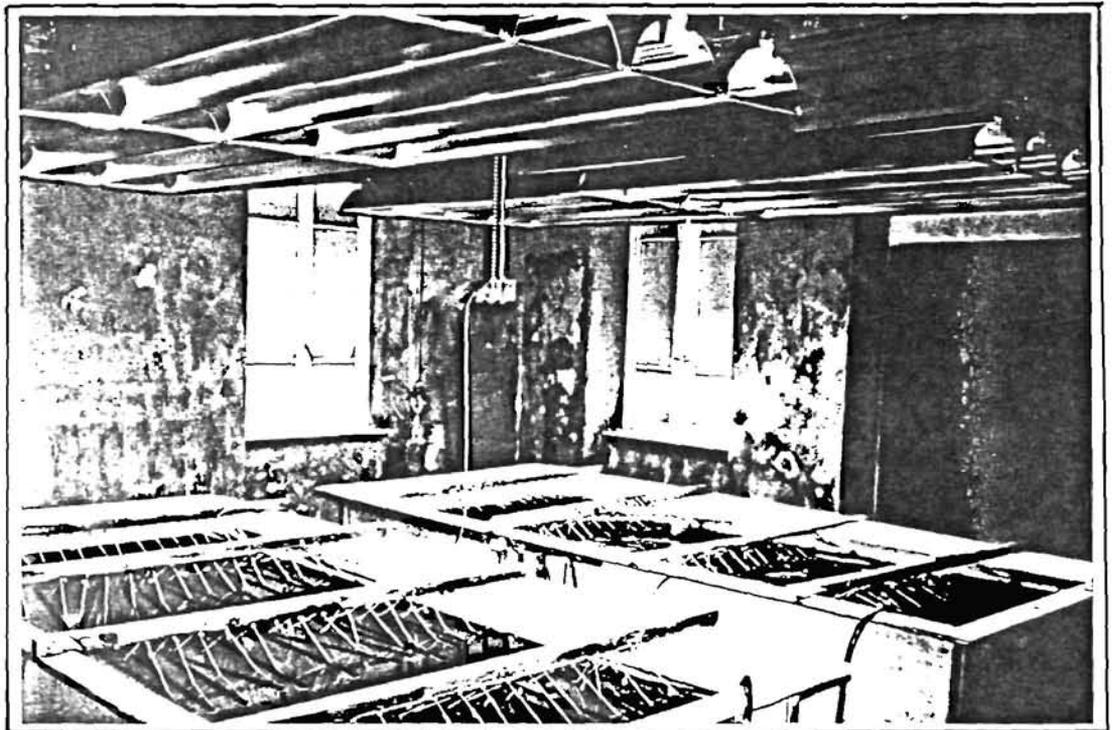


Fig. 27 : Les bassins remplis de collecteurs à l'écloserie de l'île d'Ouessant. On remarquera, que, comme à l'écloserie de Bouin, les ouvertures ont été occultées et que l'éclairage est fourni par des tubes fluorescents. Dans le cas présent, l'agitation a été arrêtée pour les besoins de la photographie.

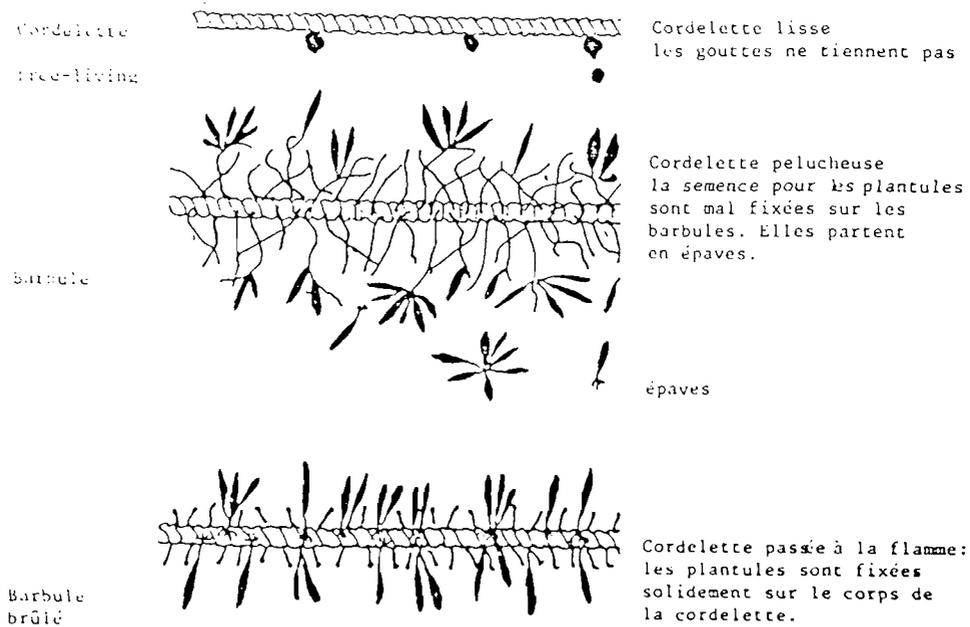


Fig. 24 : Schéma montrant l'influence de la structure de la cordelette sur la fixation de la semence et des plantules. Si la cordelette est trop lisse, les gouttes de free-living tombent. Si elle est trop pelucheuse, les plantules ne sont attachées que sur les barbules, trop faiblement pour résister à la houle. Le meilleur résultat est obtenu avec la cordelette pelucheuse passée devant une flamme.

Le juste milieu entre le fil lisse et le fil pelucheux est obtenu en passant très rapidement devant le collecteur la flamme d'un bec bunsen ou d'un propulseur d'air chaud : les barbules sont brûlées aux trois quarts et se transforment en épines. Les gamétophytes peuvent aussi être projetés jusqu'à l'axe central de la cordelette où ils sont coincés par les épines. Les plantules naissent alors contre l'axe du fil autour duquel les crampons peuvent s'agripper solidement.

Avant la pulvérisation, on déshydrate les collecteurs au maximum par exposition au soleil ou dans un séchoir à air chaud, de façon à ce que les gouttelettes d'eau que l'on va y pulvériser soient rapidement et totalement aspirées, ce qui aura pour effet de plaquer les gamétophytes contre les fibres de la cordelette.

Dans la pratique, la pulvérisation (fig. 25) nécessite l'action coordonnée de trois personnes. La première agite le ballon renversé contenant la semence, la deuxième dirige le jet du pulvérisateur, la troisième s'occupe des collecteurs : elle les place en pile d'une

douzaine, retourne chacun d'eux pour que chaque face reçoive uniformément des gamétophytes, puis les empile à côté. Grâce à cette disposition en pile, les gouttelettes de semence qui tombent du cadre placé dessus augmente l'ensemencement de ceux qui sont au-dessous.

L'opération terminée, on attend six à dix minutes jusqu'à ce que toutes les gouttelettes soient absorbées par la cordelette.

### La salle de préculture

La salle de préculture (ou écloserie) qui a été aménagée est un bâtiment (fig. 28) aveugle, soigneusement calorifugé par des plaques de styrofoam. La seule ouverture est une porte à double battant assez large (140 cm de largeur et 210 cm de hauteur) pour que l'on puisse entrer ou sortir du matériel. On y accède par un sas destiné à limiter les contaminations éventuelles venant de l'extérieur.

A l'intérieur (fig. 29), 4 bassins de 3 m<sup>3</sup> (utiles) mesurant 3 m de longueur, 1,25 m de largeur et 1 m de profondeur, en résine polyester, munis chacun d'une vanne de vidange (diamètre 40 mm), sont disposés comme l'indique le schéma de la figure 29, de façon à ce qu'il y ait toujours un espace d'un mètre au moins pour pouvoir circuler aisément. La place libre au centre de la pièce permet de réaliser les différentes opérations qui seront nécessaires.

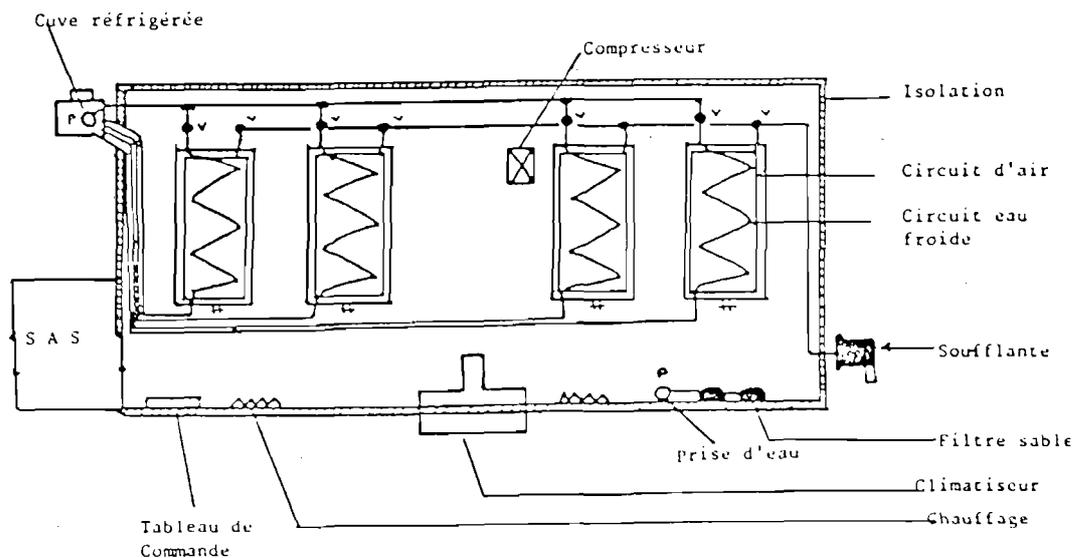


Fig. 29 : Plan interne de l'écloserie de Bouin. (V. Vanne d'admission).  
Le compresseur est utilisé pour la pulvérisation des gamétophytes sur les collecteurs.

Les bassins en résine polyester sont, outre le coût qui est plus bas, beaucoup plus pratiques que les bassins en ciment car il est très difficile de parfaitement nettoyer et stériliser ces derniers. En effet, les algues et autres organismes microscopiques indésirables se réfugient dans les microcavités du ciment et dans les minifissures à l'intérieur desquelles ils résistent à tous les traitements destinés à les détruire.

Un surpresseur à basse pression, placé à l'extérieur de la salle, aspire l'air atmosphérique à travers un embout filtrant et le propulse à l'intérieur jusqu'à la canalisation en PVC qui entoure le fond de chaque bassin. La canalisation (diamètre 40 mm) est percée tous les 20 cm d'un trou de 2 mm de diamètre par où l'air s'évacue en grosses bulles. Une vanne disposée sur chaque bassin permet de contrôler le débit d'air, c'est-à-dire la puissance de l'agitation.

Un groupe frigorifique et 4 chauffages électriques de 2 000 watts thermostatés assurent, quelles que soient les conditions climatiques, une température de base de 15°C dans la salle.

A l'extérieur, a été installé un réservoir réfrigéré rempli d'eau douce dont la température est maintenue à 5°C. Cette eau est envoyée par une pompe immergée dans un tube en inox (diamètre : 20 mm) qui zigzague sur le fond des bassins, puis elle revient dans le réservoir réfrigéré. En réglant, à l'aide d'une vanne disposée juste avant le tube en inox, le débit de l'eau, on peut obtenir pour chaque bassin la température qui correspond le mieux à l'état des plantules qu'il contient.

Chaque bassin est surmonté d'un cadre (fig. 30) en métal peint, ayant 260 cm de longueur et 120 cm de largeur, portant 20 tubes fluorescents (type Philips "Lumière du jour"), munis chacun d'un interrupteur. Ces 20 tubes sont reliés au circuit électrique par l'intermédiaire d'un chronorupteur. Le cadre peut être approché ou éloigné de la surface du bassin au moyen d'un câble qui, passant sur une poulie, vient s'enrouler sur un treuil. Les différents systèmes, interrupteur, chronorupteur, treuil, permettent de moduler l'intensité lumineuse (selon la hauteur du cadre par rapport au bassin et selon le nombre de tubes fluorescents en fonctionnement) et la photopériode.

L'eau de mer qui parvient dans la salle de culture a séjourné dans un réservoir extérieur où elle a perdu par sédimentation une grande partie de sa turbidité initiale. L'épuration est complétée (fig. 31) par passage dans 2 filtres à sable. L'élimination des organismes vivants est obtenue par traitement à l'acide chlorydrique suivi d'une neutralisation à la soude et au bicarbonate de sodium ou par

filtration jusqu'à  $0,2 \mu$  à travers une série de cartouches filtrantes (filtres CUNOW).

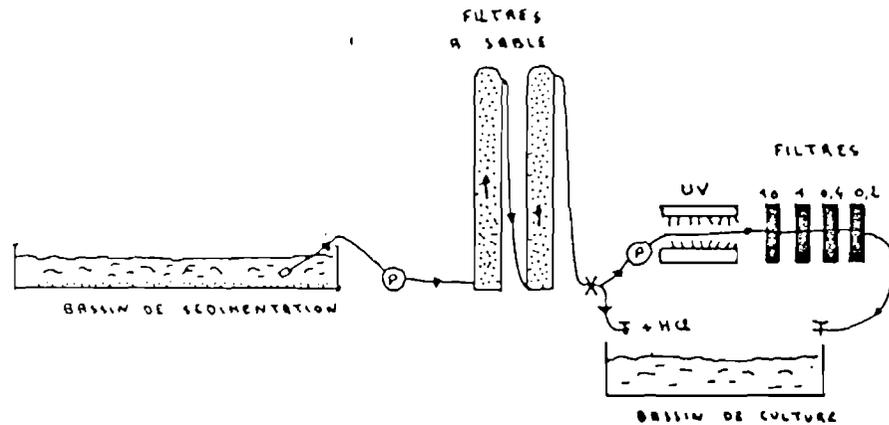


Fig. 31 : Schéma montrant le processus utilisé pour stériliser l'eau de mer avant utilisation pour la culture d'Undaria.

Accessoirement, on peut intercaler sur le parcours un stérilisateur à rayons ultraviolets, ce qui permet de réduire la charge bactérienne, mais ce procédé de stérilisation est insuffisant pour détruire toutes algues présentes et ne peut donc être utilisé seul.

### La production des plantules

Avant la pulvérisation, on a préparé les bassins en les nettoyant soigneusement, les bords hors d'eau compris, avec une solution d'hypochlorite de sodium, et en les rinçant longuement à l'eau douce. On les remplit d'eau de mer stérilisée et enrichie que l'on amène à  $15^{\circ}\text{C}$ .

Les collecteurs (fig. 26) y sont immergés très lentement de façon à éviter le décrochement des gamétophytes après avoir été suspendus par série de 12 sur des barres en bois dont les extrémités reposent sur les bords des bassins (fig. 27).

Un bassin porte 5 barres de bois avec chacune 12 collecteurs, soit 60 collecteurs. Chaque collecteur contient 60 m de cordelette, soit 3 600 m de cordelette par bassin.

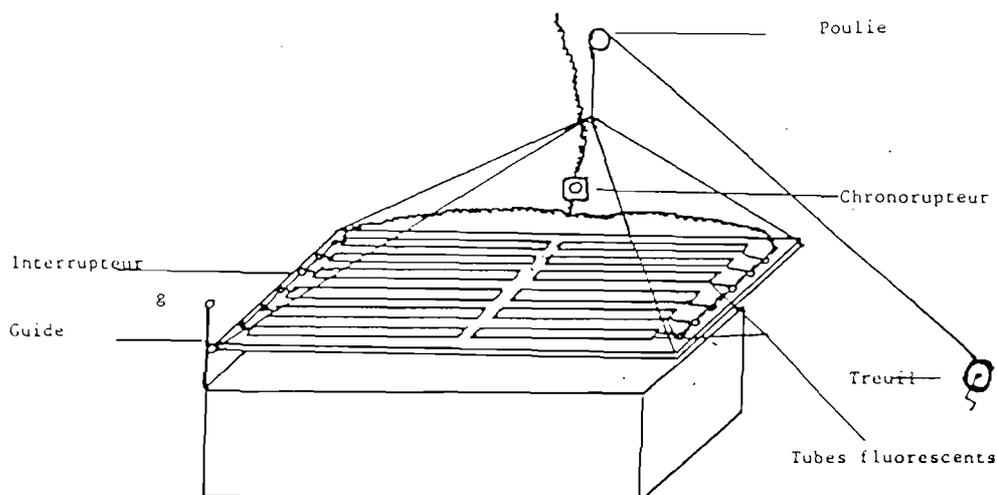


Fig. 30 : Schéma montrant l'équipement électrique assurant l'éclairage de chaque bassin. La quantité de lumière est régie par le nombre de tubes fluorescents en fonctionnement et la distance par rapport à la surface du bassin. Le chronorupteur règle la photopériode.

Chaque bassin est soumis à un certain nombre de conditions de façon à obtenir des plantules capables de supporter la mise en mer le plus rapidement possible. Plus cette production est rapide, plus on réduit les problèmes qui peuvent se poser : le coût, l'apparition d'espèces algales concurrentes, la prolifération bactérienne, les maladies. Dans cette optique, nous avons sélectionné à la suite de multiples essais la procédure que résume la fig 32.

JOURS	INTENSITE ECLAIREMENT $\mu\text{Em}^{-2}\text{S}^{-1}$ (Lux)	TEMPERATURE °C	PHOTO- PERIODE	SELS NUTRITIFS mg/l	QUALITE DE LA LUMIERE	CHANGE- MENT DE MILIEU	AGITATION
1	20 (1 000 Lux)	17°	12	$\text{NH}_4\text{NO}_3$ 50 mg/l	Tubes Lumière du jour	0	Faible
2							
3							
4	30 (1 500 Lux)	15°	16	$\text{PO}_4\text{HN}_2$ 7 mg/l	Tubes Lumière verte	X	Forte
5							
6	40	15°	20	$\text{PO}_4\text{HN}_2$ 7 mg/l	Tubes Lumière verte	X	Très Forte
7							
8	50	12°	24	$\text{PO}_4\text{HN}_2$ 7 mg/l	Tubes Lumière verte	X	Très Forte
9							
10	60	12°	24	$\text{PO}_4\text{HN}_2$ 7 mg/l	Tubes Lumière verte	X	Très Forte
11							
12	100 (5 000 Lux)	12°	24	$\text{PO}_4\text{HN}_2$ 7 mg/l	Tubes Lumière verte	X	Très Forte
13							
14	100 (5 000 Lux)	12°	24	$\text{PO}_4\text{HN}_2$ 7 mg/l	Tubes Lumière verte	X	Très Forte
15							
16	100 (5 000 Lux)	12°	24	$\text{PO}_4\text{HN}_2$ 7 mg/l	Tubes Lumière verte	X	Très Forte
17							
18	100 (5 000 Lux)	12°	24	$\text{PO}_4\text{HN}_2$ 7 mg/l	Tubes Lumière verte	X	Très Forte
19							

Fig. 32 - Tableau de marche : Il regroupe pour une meilleure lecture les conditions à appliquer jour après jour qui ont paru les plus favorables à l'obtention rapide de plantule de qualité. On notera que la température de 12°C n'est utile que s'il y a apparition d'un blanchissement sur les lames. La lumière verte n'est pas nécessaire s'il n'y a pas d'apparition de chlorophycées.

### L'intensité lumineuse

L'écloserie dans laquelle sont installés les bassins a été conçue avec une large verrière sur le côté sud dans le but de bénéficier au maximum de l'éclairement solaire. En fait, il est rapidement apparu que l'énergie solaire était difficilement utilisable en raison de l'amplitude des variations journalières ; ou elle est trop forte et détruit les pigments des plantules, ou elle est trop faible au lever et à la tombée du jour, ou elle contient (dés le printemps) un rayonnement ultraviolet nocif. Or, il est nécessaire de fournir un éclairement qui corresponde exactement à la demande des germinations. Il vaut mieux travailler uniquement avec des tubes fluorescents. La verrière a donc été occultée par des plaques de styrofoam (polystyrène compressé)

Faible au début ( $20\mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$ ), car les gamétophytes ont été habitués à un éclairement réduit à l'intérieur des ballons, l'intensité lumineuse est augmentée progressivement. Pendant les 8 premiers jours, on ne dépasse pas  $30\mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$  (1500 Lux), ce qui est suffisant pour la gamétogénèse.

### La photopériode

Elle est contrôlée par un chronorupteur commandant l'ensemble des tubes de l'armature. K. LUNING a montré que, chez les laminariales, la période d'obscurité favorise la gamétogénèse et que l'émission des gamètes a préférentiellement lieu lorsqu'il y a alternative jour/nuit, précisément au moment du passage entre les deux états.

Les expériences que nous avons menées confirment tout à fait ces résultats : si on maintient un éclairement permanent, il doit y avoir émission de quelques gamètes puisqu'il y a apparition de quelques plantules mais leur apparition est tardive (après le 15<sup>e</sup> jour) et s'étale dans le temps jusqu'au 30<sup>e</sup> jour. En travaillant sous une photopériode de 12 h de jour alternant avec 12 h d'obscurité, les germinations sont plus précoces (8 jours) et ont lieu en très grand nombre sur une courte période (du 8<sup>e</sup> au 10<sup>e</sup> jours). Comme l'avait remarqué LÜNING, l'existence de la photopériode synchronise la libération des gamètes et la germination des zygotes.

### La température

La température est fixée au début à 17°C. C'est, selon Y. SAITO (1956) et J.W. KANG (1976), la valeur pour laquelle on obtient la meilleure gamétogénèse. A mesure que les plantules apparaissent, on l'abaisse à 15°C. Si, en fin de préculture, on constate la naissance de taches blanches dans la zone stipofrontale (juste au-dessus du stipe), symptôme d'une attaque bactérienne, on peut descendre rapidement à 12°C, ce qui a pour effet de stopper l'action des bactéries.

L'utilisation d'antibiotiques entraînerait un coût trop élevé. Nous avons donc essayé de réduire la faune bactérienne en traitant avec de l'hypochlorite de sodium à des doses infimes (0,05 ppm) ainsi qu'avec du sulfate de cuivre. Même à ces taux qui modifient à peine la prolifération bactérienne, les plantules sont détériorées. Sous l'influence de l'eau de javel, la membrane cellulaire externe est dissoute (ou hydrolysée) par l'hypochlorite (A. DUPUIS, 1988) ; le tissu algal se désagrège en cellules isolées qui se multiplient à la manière de protoplastes dont certains germent en filaments semblables à des gamétophytes femelles (fig. 33). Le devenir de ces "gamétophytes" a pu être suivi en laboratoire ; parmi eux, sont apparues des lames brunes enroulées en cornet à glace (fig. 34) ; elles se sont décolorées après quelques semaines sans avoir dépassé 1 mm de longueur. L'analyse de cet étrange phénomène sera à reprendre car, si ces lames s'avéraient être des plantules, on disposerait là d'un autre moyen d'ensemencement.

### Les sels minéraux

Les nutriments utilisés sont des fournisseurs d'azote et de phosphore. Des tests ont été réalisés avec du Nitrate de sodium, du Nitrate de calcium, du Nitrate de potassium, du Nitrate d'ammonium, du Phosphate acide de sodium et du Phosphate d'ammonium. On observe la naissance de plantules dans tous les cas.

Mais, les meilleurs résultats, c'est-à-dire la croissance la plus rapide a été obtenue, pour une même concentration en azote et en phosphore, avec du Nitrate d'ammonium et du phosphate acide de sodium, ce qui recoupe les résultats de J.W. CHANG and al. (1970 ; 1977) sur *Laminaria japonica*, *Undaria pinnatifida* et *Laminaria religiosa*.

Les doses les plus efficaces correspondent à 50 mg/l de  $\text{NO}_3 \text{NH}_4$  et 7 mg/l de  $\text{PO}_4\text{HNa}_22\text{H}_2\text{O}$ . Ce dernier doit être dissous préalablement dans de l'eau douce avant d'être versé dans l'eau de mer sans quoi il ne se dissout qu'imparfaitement.

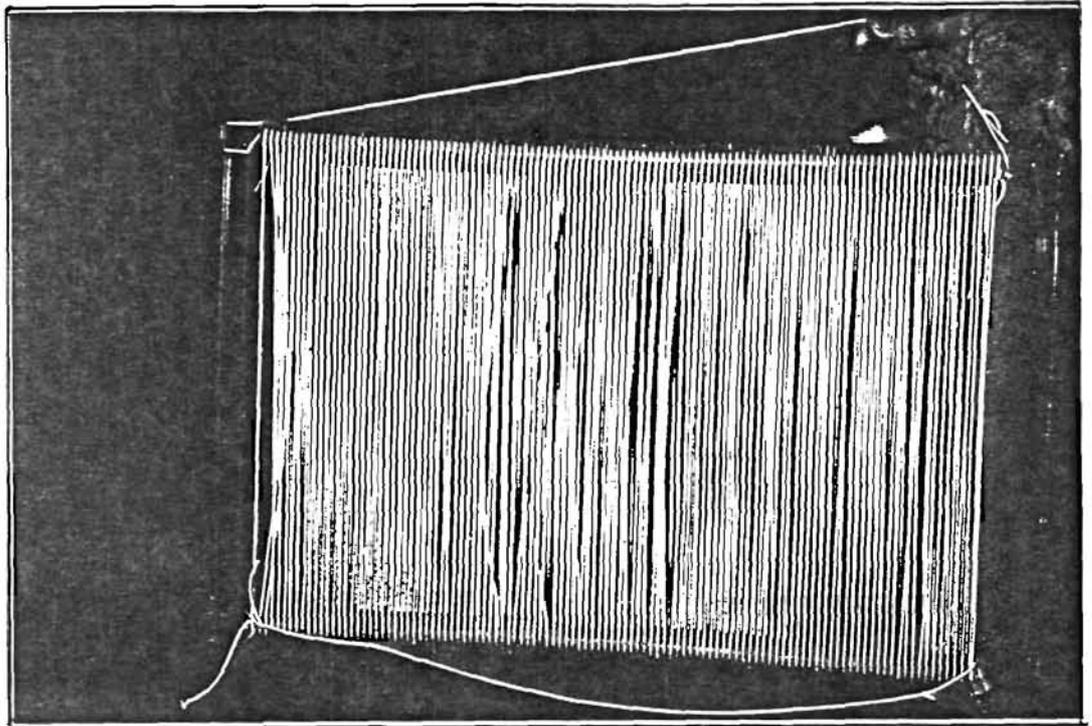


Fig. 23 : Une vue du collecteur que nous avons fabriqué. Les côtes sont en baguettes d'altuglas (ba) collées aux angles. Les bords horizontaux ont été recouverts d'une gaine plastique crantée (gp). Plus lourd que le collecteur coréen, ce type de collecteur a une meilleure tenue dans les bassins de préculture, notamment lorsque l'agitation devient forte.

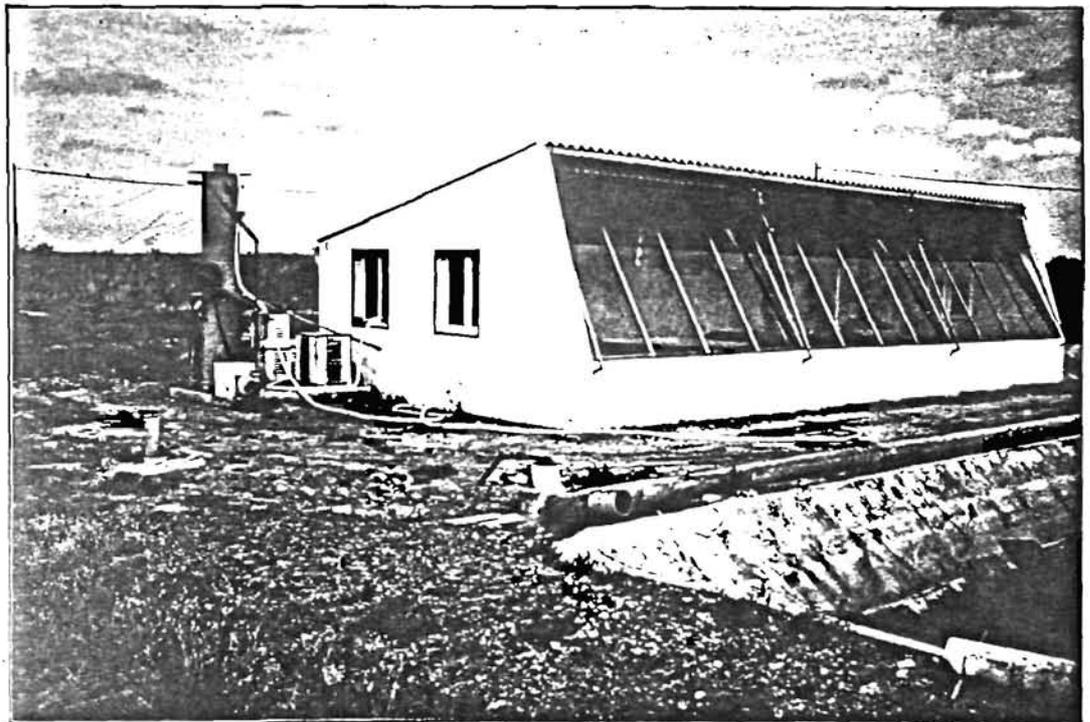


Fig. 28 : Photographie de l'écloserie de Bouin. La verrière initialement prévue pour disposer du maximum d'énergie s'est avérée, dans le cas d'*Undaria* absolument inutile : il a fallu la recouvrir par l'intérieur de plaques de stipofaam et n'éclairer qu'avec des tubes fluorescents.

L'addition de Potassium, de Calcium, d'Iode, de vitamines ne modifie pas la croissance ; ceci tend à indiquer que, si l'on respecte la chronologie des changements de milieu, les besoins des algues en ces éléments sont largement couverts par les teneurs naturelles de l'eau de mer des côtes bretonnes.

### La qualité de la lumière

Depuis les travaux de COSSON (1972), de K. LUNING (1969 ; 1980 ; 1984) et de PEREZ (1970), on sait que gamétogénèse est favorisée par les radiations bleues. On aurait donc intérêt à travailler au cours des premiers jours de préculture avec des tubes émettant dans la bande des 450  $\mu\text{m}$ . Par contre, pour activer la croissance des plantules de laminariales, il est préférable d'éclairer avec des radiations comprises entre 500 et 700  $\mu\text{m}$ . Mais, pour des raisons de coût, nous avons choisi les tubes Philips, "lumière du jour" qui donnent à la fois les deux types d'éclairement.

Si, en fin de préculture, il y a contamination par des algues vertes du genre *Chlorella*, *Ulothrix*, *Enteromorpha* ou *Cladophora*, on remplace les tubes "lumière du jour" par des tubes émettant une lumière verte (Philips 36/17) : le développement de ces chlorophycées, qui ont impérativement besoin de radiations rouges se trouve stoppé. Mais, ces tubes ne peuvent pas être employés dès le début de la phase de préculture : les expériences montrent qu'ils inhibent la gamétogénèse d'*Undaria*.

### L'agitation

L'agitation est aussi un facteur important ; de nombreux échecs sont dus à une mauvaise utilisation de ce paramètre.

Dans le cas de l'ensemencement par spores, les éléments reproducteurs, vu leur taille (4 à 5  $\mu$ ), se glissent entre fibres de la cordelette et s'y fixent assez solidement pour que les mouvements ne les détachent pas.

Par contre, lors de l'ensemencement par gamétophytes, ces derniers, étant plus gros (au moins 30  $\mu$ ), restent simplement appliqués à la surface du fil en position instable : une agitation trop prononcée pourrait les faire glisser au fond du bassin ; en conséquence, la production de plantules serait très faible ou nulle. On prend donc beaucoup de précautions, d'abord en immergeant les collecteurs le plus lentement possible dans le bassin, puis

en évitant tout mouvement de l'eau pendant les trois premiers jours.

Par la suite, la fixation devient plus solide sans doute parce que la paroi mucilagineuse adhère au fil. On établit donc un bullage, d'abord doux, puis de plus en plus fort. L'air qui crée l'agitation peut être libéré soit par de nombreux petits aérateurs d'aquarium (8 à 10), soit par un surpresseur à basse pression. Ce dernier matériel est préférable car il permet d'obtenir pendant la dernière semaine la puissante agitation qui est nécessaire au bon développement du crampon des plantules, ce qui évitera les pertes au moment de la mise en mer.

En effet, lorsque la plantule croît en milieu calme, la lame s'élargit rapidement tandis que le crampon reste faible du fait qu'il n'est pas suffisamment sollicité. Si l'on dispose les algues en mer à la taille la plus convenable pour éviter la compétition interspécifique, soit 5 mm, la lame offre déjà une importante prise à la houle et provoque une traction trop forte pour le crampon : celui-ci cède et la plantule part à la dérive : ainsi, la cordelette se dénude, dès les premières vagues, des jeunes algues qu'elle portait.

Pour éviter ce problème, on dispose de trois possibilités :

- on peut, comme l'on fait en Extrême-Orient, immerger le collecteur par 4 ou 5 m de fond pendant 20 à 30 jours de façon à ce que la plantule s'habitue à l'hydrodynamisme dans une strate relativement calme. Ceci n'est pas applicable en Bretagne où le vent et les marées maintiennent une turbidité élevée : les particules en suspension viennent s'accumuler sur les 2 faces du collecteur jusqu'à constituer une couche de plusieurs millimètres étouffant gamétophytes et plantules ;
- on peut installer la cordelette en mer autour du cordage porteur avant que les plantules n'atteignent 300  $\mu$ , c'est ce que font à l'île de Man JONES et DAWES sur *Alaria esculenta* et MERRILL dans l'état de Washington avec *Nereocystis*. Mais, dans ce cas, les plantules étant trop faibles pour faire face victorieusement à la compétition interspécifique, beaucoup disparaissent.
- On peut provoquer dans le bassin, pendant la dernière semaine de préculture, une très forte agitation par bullage ou un très fort courant au moyen d'une puissante pompe. Le crampon étant ainsi sollicité, l'adhérence et le nombre des haptères augmentent. Cette pratique permet d'éviter la

distorsion lame-crampon. Mais, elle a aussi d'autres avantages. Le brassage favorise l'oxygénation et évite le développement des bactéries anaérobies. On obtient dans ces conditions des plantules de 5 à 6 mm de hauteur qui, lors de la mise en mer, ont une telle avance sur d'éventuelles algues compétitrices qu'elles ne sont pas inquiétées. Les pertes dues à la houle sont négligeables par rapport à la quantité de plants présents sur la cordelette. C'est cette méthode que nous avons utilisée.

Quand on crée un fort brassage dans le bassin, il est indispensable de bien fixer les collecteurs par le haut et par le bas de façon à ce qu'ils ne dérivent pas dans tous les sens.

#### Le changement de milieu

Pour éviter le décrochement des gamétophytes qui viennent d'être pulvérisés sur la cordelette, on ne change pas l'eau des bassins durant la première semaine.

Par la suite, on effectue un changement tous les trois jours. L'objectif est d'éviter la contamination par d'autres algues. Il n'est pas possible de travailler en bassin avec de l'eau stérilisée par la chaleur en raison des volumes nécessaires et du coût que cela représenterait.

Nous avons testé trois types d'eau stérilisée :

- par abaissement du pH jusqu'à 2 pendant une nuit au moyen d'acide chlorhydrique puis neutralisation par une base forte NaOH et, en fin de neutralisation, par du Carbonate acide de sodium jusqu'à pH = 8 ;
- par traitement à l'Hypochlorite de sodium (100 ml à 12° Chlore par m<sup>3</sup>), pendant 4 heures, puis neutralisation à l'aide de Thiosulfate de sodium (100 ml par m<sup>3</sup> d'une solution mère à 220g/l) ;

dans ces deux cas, il n'y a pas apparition de plantules, ce qui laisse penser que ces procédés provoquent des modifications de milieu qui perturbent la gamétogénèse ;

- par exposition de l'eau aux rayons ultra-violetts en faisant passer l'eau de mer au contact d'une lampe émettant des rayons ultra violets, lampe qui est garantie pour détruire tous les germes lorsque le débit est de 3 m<sup>3</sup>/h. Pour plus de sécurité, nous avons travaillé avec 1 m<sup>3</sup>/h. S'il est net que la

flore bactérienne est fortement affectée, il n'en est pas de même pour les spores et les fragments d'algues : dans des prélèvements mis en boîtes de Pétri à 15°C, on a vu apparaître des diatomées appartenant aux espèces *Melosira* et *Skeletonema*, des germinations de spores d'*Ulva*, d'*Enteromorpha*, d'*Ectocarpus*, de *Ceramium*, d'*Ulothrix* et des volvocales unicellulaires. Outre le fait que le traitement par U.V. ne détruit pas tous les compétiteurs, il entraîne un retard dans la formation des plantules (vers le 20<sup>e</sup> jour), délai permettant aux autres algues d'envahir la cordelette;

- par ultrafiltration : l'eau de mer traverse une série de filtres à mailles décroissantes (filtres CUNOW 10  $\mu$  ; 1  $\mu$  ; 0,4  $\mu$  ; 0,2  $\mu$ . On obtient aussi une eau stérilisée et harmonieusement équilibrée puisque les plantules apparaissent rapidement (8<sup>e</sup> jour) et en grand nombre.

Cependant, le coût de ce procédé est aussi relativement élevé puisque les filtres à 0,45  $\mu$  et 0,20  $\mu$  sont fort onéreux. Or, à la station de Bouin, bien que l'eau soit préalablement décantée, on use au moins un filtre de ce type à chaque changement.

Partant de l'hypothèse que la stérilisation à l'acide ainsi que celle à l'hypochlorite de sodium affectent des éléments nécessaires à la gamétogénèse, on s'est demandé si, en apportant à ces types d'eau de mer ainsi stérilisées, une certaine proportion d'eau ultrafiltrée, on ne parviendrait pas à rétablir des conditions favorables au bon déroulement du cycle sexuel. Six cas ont été analysés en se basant sur l'acidification car le procédé est plus facilement contrôlable que celui nécessitant l'eau de javel.

- 25 % d'eau de mer stérilisée avec HCl + 75 % d'eau ultrafiltrée,
- 50 % d'eau de mer stérilisée avec HCl + 50 % d'eau ultrafiltrée,
- 75 % d'eau de mer stérilisée avec HCl + 25 % d'eau ultrafiltrée,
- 90 % d'eau de mer stérilisée avec HCl + 10 % d'eau ultrafiltrée,
- 95 % d'eau de mer stérilisée avec HCl + 5 % d'eau ultrafiltrée,
- 100 % d'eau de mer stérilisée avec HCl + 0 % d'eau ultrafiltrée,

A l'exception des cas "100 %" d'eau acidifiée dans laquelle il n'y a pas de germination et "95 %" où l'on

observe quelques sporophytes, on obtient une multitude de plantules dans tous les autres cas.

A chaque changement, nous avons adopté, pour des raisons d'économie, le mélange suivant :

- 90 % d'eau de mer traitée à l'acide chlorhydrique - NaOH
- +
- 10 % d'eau de mer ultrafiltrée à 0,2  $\mu$ .

Dans la pratique, on conseille d'opérer de la façon suivante :

a) un bassin B est rempli à raz bord d'eau de mer, on y ajoute de l'acide chlorhydrique jusqu'à PH = 2 : on laisse reposer pendant une nuit.

b) on ramène le pH à 8 et on enlève, par ouverture de la vanne du bac, 1/10 de l'eau, que l'on remplace par de l'eau ultrafiltrée : on brasse bien le tout.

c) on prend soin d'attendre que la température de l'eau du bassin soit identique à celle du bassin A où se trouvent les collecteurs.

d) On transfère alors les collecteurs dans le bassin B.

Ainsi, par l'opération a), on stérilise non seulement l'eau mais aussi l'ensemble du bassin B ; par l'opération d), on libère le bassin A qui pourra être nettoyé et utilisé pour un prochain changement.

#### La mise en mer (fig. 35 a, b, c, d)

Les cadres sont amenés sur le lieu de mise en mer dans des bacs remplis d'eau et couverts d'une toile : une trop longue exposition à l'air et à la lumière solaire pourrait être nocive.

Une extrémité de la cordelette est attachée à l'extrémité du cordage porteur qui se trouve au vent. Tandis que l'embarcation dérive vers l'autre extrémité, on déroule la cordelette du collecteur et on l'enroule sur du cordage porteur en faisant tourner le cadre autour de celui-ci.

Toutes les 3 à 4 mn, le collecteur doit être trempé dans l'eau de façon à éviter la déshydratation des plantules sous l'influence du vent.



Fig. 33 : La photographie montre l'aspect des filaments obtenus à partir de cellules de plantules traitées à de faibles concentrations d'hypochlorite de sodium. Le tissu cellulaire s'est désagrégé en cellules isolées, homologues de protoplastes, qui en se multipliant, ont donné ces filaments semblables à des gamétophytes femelles.

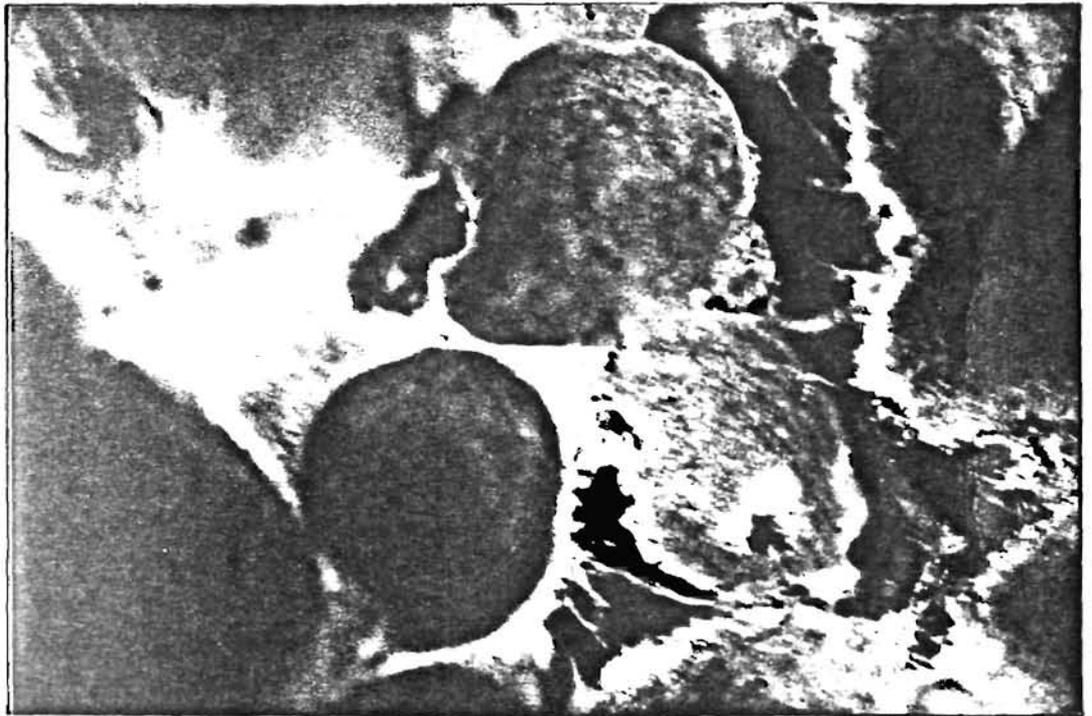


Fig. 34 : Au milieu des filaments ci-dessus (fig. 33), on a pu voir apparaître des lames en forme de cornet à glace dont la structure cellulaire est semblable à celle d'une plantule. On s'explique mal pour l'instant leur provenance.

Un homme entraîné arrive à étaler ainsi 8 km de cordelette par jour. Il y aurait sans doute possibilité d'améliorer cette opération en la mécanisant.

Cette phase réalisée, il ne reste plus qu'à attendre 4 à 5 mois (fig. 36). Le nombre de plants se développant se situe entre 30 et 40 par mètre de cordage. Il est trop élevé pour une croissance optimale. Si l'on souhaite disposer d'algues de grande taille (270 à 310 cm de longueur), il faudra ramener la densité à 10 plantules par mètre. Si on garde la densité initiale les plants ne dépasseront pas 150 cm. La qualité est comparable dans les deux cas.

La mise en mer peut se faire en une seule fois sur une grande surface, comme cela se pratique à l'île d'Ouessant, ou en continue comme à l'île de Sein.

Dans le premier cas, il est apparu, que l'on pouvait disposer les plantules en mer une première fois en octobre pour obtenir une récolte fin janvier, une deuxième fois en février pour récolter mi-mai et une troisième fois fin mai pour une troisième récolte en octobre.

Dans le cas de la culture en continu, on transplante les plantules en mer tout au long de l'année à mesure qu'elles sont produites en éclosérie ; on récolte de même en continu.

Quelques essais ont consisté à garnir un même cordage porteur avec plusieurs cordelettes placées à des moments différents. La population algale qui en résulte se compose alors d'individus d'âges différents : ainsi à chaque récolte, on coupe les plus grands, laissant croître les petits pour la prochaine "moisson".

Dans tous les cas, la meilleure production a lieu durant la période hivernale. Par contre, la culture estivale ne donne que des algues de courte taille (90 à 100 cm) ; celles-ci se caractérisent par l'apparition précoce des organes de reproduction à la base du stipe, ce qui entraîne un arrêt de la croissance. Ce comportement est certainement lié aux conditions climatiques : température élevée, éclairement fort, photopériode longue.

En avril et mai, les frondes se recouvrent parfois sur leur partie distale d'une pellicule de calcaire blanchâtre constituée par des colonies de bryozoaires. On l'élimine en faisant passer la fonde entre 2 brosses tournant en sens inverse. Mais, on peut éviter la formation de cette concrétion en descendant le cordage porteur à 5-6 mètres de fond pendant la période où les bryozoaires émettent leur éléments reproducteurs.

On note que les échantillons sauvages, nés à partir des spores libérées par les plants cultivés, reprennent le cycle chronologique naturel avec 2 mois de retard par rapport à la variété méditerranéenne : (sans doute à cause de la température plus basse) : apparition des plantules en décembre, croissance de décembre à mai, fertilité en juin-juillet, disparition fin août.

Les ailes spiralées situées à la base du stipe des *Undaria* atlantiques sont remarquablement plus développées que celles des *Undaria* asiatiques et méditerranéens ; elles peuvent atteindre 20 cm d'envergure.

La destruction due au broutage par les poissons (muges), les gastéropodes (*Helcium pellucidum*) et les copépodes que l'on rencontre surtout en grand nombre pendant la période avril-juin, peuvent être importantes, notamment lorsque les algues viennent en contact avec le substratum, ce qu'il faut donc impérativement éviter.

Au cours des essais réalisés en 1986 et 1987, un délai de deux mois était nécessaire entre le moment de la pulvérisation des gamétophytes sur les collecteurs et le moment où les plantules étaient prêtes à la mise en mer ; encore, se contentait-on de germinations ayant à peine 1 mm de longueur pour lesquelles le transfert dans le milieu naturel se traduisait par une perte de 80 % dans les conditions normales à 100 % en cas de mer houleuse.

Actuellement, en respectant le sex-ratio de 50/50 au moment de la pulvérisation et en suivant la procédure résumée dans la fig. 32, on obtient en 18 jours des plantules de 5 à 6 mm de longueur, très solidement fixées à la cordelette. Le taux de perte lors de l'enroulement de la cordelette sur le cordage porteur et durant les cinq jours qui suivent, n'atteint pas 10 %. On compte jusqu'à 300 plantules par mètre linéaire, ce qui est nettement supérieur aux nécessités. L'action de la mer, les brouteurs, la compétition interspécifique, le frottement du cordage réduisent progressivement ce nombre ; 30 ou 40 plants par m deviendront adultes.

Si, à la suite de conditions catastrophiques, il y a échec, contrairement à la technique asiatique où toute la récolte serait compromise, dans la technique que nous préconisons, l'échec ne peut être que provisoire, puisque en 18 jours on peut disposer d'une nouvelle production de plantules.

Les plantules doivent être visibles à la loupe binoculaire dès le 8<sup>e</sup> jour. Si au bout de 12 jours, on ne les voit toujours pas, on peut en conclure qu'il y a eu une erreur technique :

- insuffisance de gamétophytes sur la cordelette au moment de la pulvérisation ; (les mâles et les femelles sont trop éloignés pour qu'il y ait fécondation),
- mauvais sex-ratio,
- absence de photopériode pendant la première semaine,
- choc thermique,
- insuffisance de lumière,
- stérilisation insuffisante de l'eau ayant permis l'installation et le développement des compétiteurs,
- mauvais état physiologique des gamétophytes.

#### B- Les avantages de la nouvelle technique

L'utilisation de l'ensemencement par le procédé de Free-living offre donc par rapport à la méthode asiatique d'ensemencement par spore, des avantages certains :

- semence disponible à volonté tout au long de l'année sans besoin d'une grande quantité de bases fertiles,
- possibilité de plusieurs ensemencements par an, donc de plusieurs récoltes,
- obtention des plantules sur 18 jours au lieu de 4 mois, ce qui supprime les contraintes de nettoyage des collecteurs,
- utilisation de volumes d'eau relativement faibles, ce qui permet de mieux contrôler les compétiteurs,
- coûts de production réduits,
- compétitivité importante en raison des 3 récoltes possibles.

La fiabilité de la procédure a été établie au cours de nombreux essais réalisés sur un cordage porteur de 200 m de longueur ; il nous a paru intéressant d'effectuer un test sur une superficie de 2 hectares de façon à détecter les problèmes qui peuvent résulter du changement d'échelle et de manière à estimer avec précision, la production possible et le coût réel sur une telle surface qui correspond à celle d'une petite exploitation.

#### IV- LA CULTURE A L'ECHELLE D'UNE EXPLOITATION

Pour cette expérimentation, nous avons pu compter sur l'aide technique de la Coopérative d'Ouessant qui a installé un dispositif de culture dans la baie de Lampaul, et sur le soutien financier de l'ANVAR.

##### a) Le module en mer

Le dispositif de culture (fig. 37 et fig. 38) se compose de 2 gros cordages (5 cm de diamètre) ayant 200 m de longueur, distants de 100 m l'un de l'autre, tendus perpendiculairement à la houle. Chacune de leurs extrémités est soutenue par une bouée de 500 litres, ancrée par 15 m de fond à l'aide d'une chaîne la reliant à 2 blocs en ciment de 2 tonnes, l'un assurant la stabilité de l'autre et réciproquement.

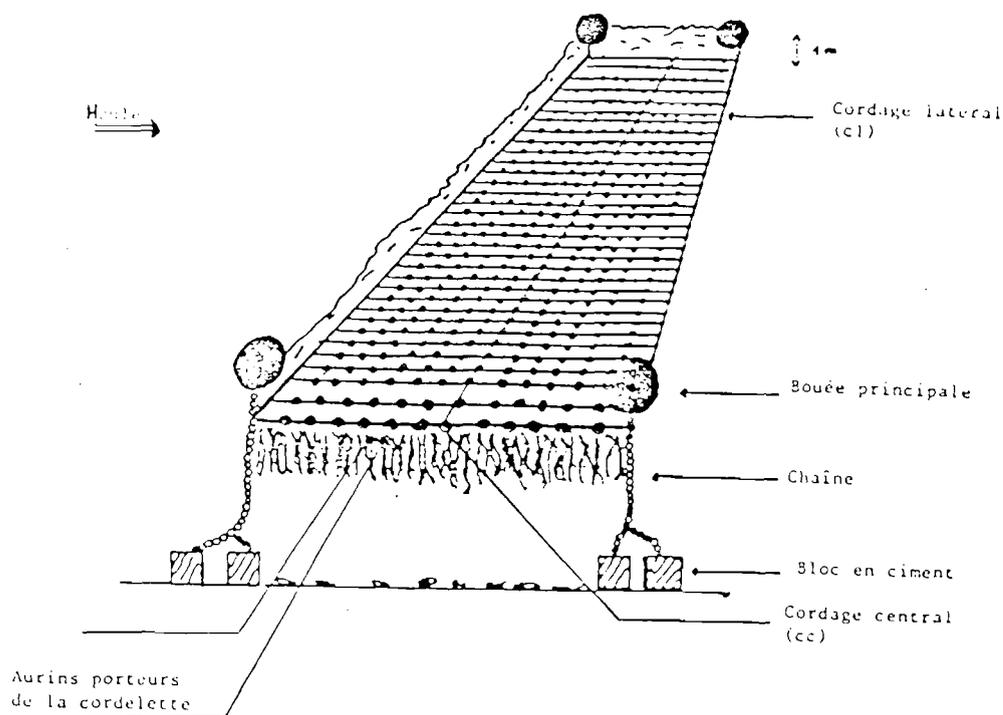


Fig. 37 : schéma du dispositif de culture réalisé par la Coopérative d'Ouessant dans la baie de Lampaul en 1989, sur 2 hectares.

Des aurins transversaux de diamètre inférieur (0,8 à 1 cm) viennent s'appuyer sur les deux gros cordages. Ils sont maintenus à 1 m sous la surface de la mer par des flotteurs en liège de 2 l placés tous les 3 à 4 m. Si au départ le nombre paraît exagéré, on constate qu'il n'est pas excessif lorsque les algues prennent du poids.

Les conditions de marnage obligent à respecter un espace de 2 m entre chaque aurin afin qu'à marée basse et par courant de sud ouest les lignes ne puissent se mêler.

Un cordage central constitue la colonne vertébrale du dispositif. Il a pour rôle de consolider le parallélisme des aurins.

L'ensemble couvre 2 hectares. La longueur totale des aurins est de 10 000 m.

L'investissement a été évalué à 75 000 F par hectare, tout compris.

L'expérience montre qu'en moyenne, il faut 150 m de cordelette pour couvrir en spirale 100 m de cordage porteur. 15 000 m de cordelette sont donc nécessaires pour les 10 000 m de support.

Les collecteurs que nous utilisons actuellement contiennent 60 m de cordelette ; on devra donc en ensemercer 250 pour parvenir à une production de plantules couvrant 15 000 m de cordelette.

Chaque bassin de l'écloserie ( $3 \text{ m}^3$ ) peut accepter 65 collecteurs. 4 bassins sont indispensables pour recueillir les 250 collecteurs ; à ceux-là, il faut ajouter le bassin qui servira à préparer l'eau stérilisée, soit 5 bassins.

Si l'on souhaite peupler le dispositif en une seule fois, l'utilisation de 5 bassins, 250 collecteurs et 15 000 m de cordelette avec plantules sera nécessaire. Mais, on peut, comme nous l'avons fait, choisir d'ensemencer la concession en 2 fois, séparées par 3 semaines puisqu'on sait obtenir une nouvelle génération de plantules tous les 18 à 20 jours. Cette option a l'avantage de nécessiter moins de bassins (3 au lieu de 5) et d'allonger la période de récolte.

La difficulté consiste à obtenir simultanément tous les collecteurs (1ère option) ou la moitié des collecteurs (2ème option) recouverts de façon homogène de plantules de 5 à 6 mm de longueur solidement fixées : la technique décrite plus haut permet d'y parvenir.

b) L'évolution du peuplement

Le développement de la production dépend bien entendu des conditions climatiques ; la meilleure croissance a lieu pour une température comprise entre 5 et 10°C. Elle est très rapide ; par ciel couvert ou mer turbide, on note un allongement plus lent.

En outre, la croissance dépend de la densité ; on obtient des thalles de 170 à 310 cm de long pour une densité de 10 à 12 plants par mètre linéaire ; avec une densité de 30 à 40 algues par m, la longueur ne dépassera pas 150 cm.

On ne constate pas de différence importante entre le développement des plants au centre du dispositif et ceux poussant sur les côtés, sans doute parce que, en ce lieu, vu l'espace entre les aurins, le renouvellement de l'eau grâce aux courants et aux marées est suffisant pour satisfaire la demande des algues. On ne peut affirmer qu'il en serait de même si on réduisait la distance entre les aurins ou si on cultivait en d'autres lieux. Seule, l'expérience sur place peut apporter une réponse.

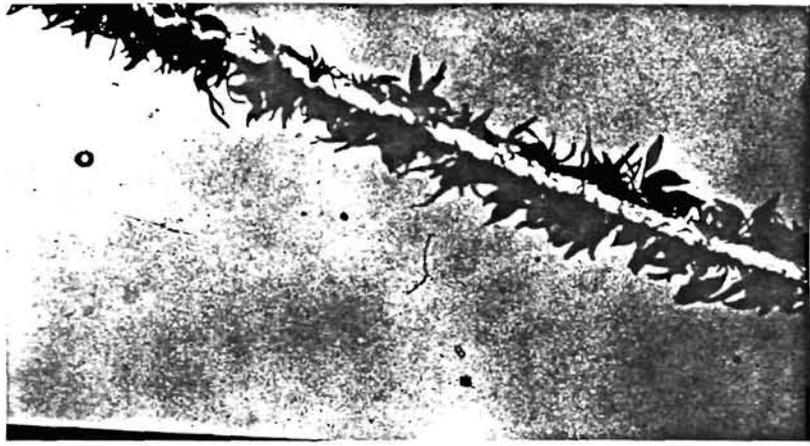
En moyenne, pour un ensemencement de plantules de 5 mm de longueur début octobre, la taille des plants sera de :

- 15 cm fin octobre,
- 50 cm fin novembre,
- 110 cm fin décembre,
- 230 cm fin janvier.

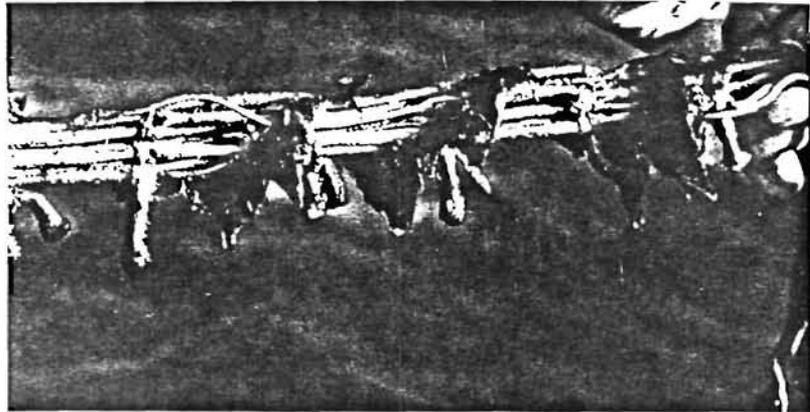
La souplesse de l'espèce *Undaria pinnatifida* dans l'eau, la solidité de la fixation sur le substrat, le fait que les haptères des plants proches s'enchevêtrent, permettent à l'algue de résister sans dommage aux tempêtes. Quand il y a eu une détérioration, elle a généralement consisté à une rupture de cordage, rarement un arrachage des frondes.

Les zones les plus propices à la culture d'*Undaria* sont donc celles :

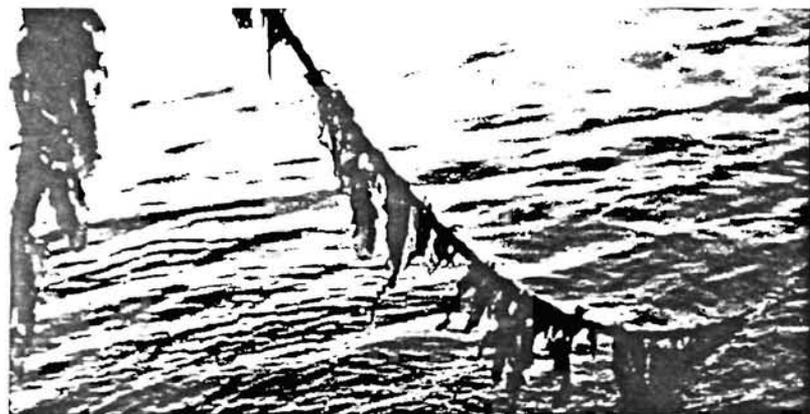
- totalement ou partiellement abritées des vents dominants, ce qui limite les pertes,
- parcourues par de forts courants naturels ou de marées, pour assurer une bonne nutrition des végétaux,
- dont la température reste en été inférieure à 17°C pour permettre 3 récoltes à l'année,
- dont le fond est tel qu'à marée basse les frondes ne puissent toucher le substrat (10 mètres),
- dont le fond est sableux ou vaseux restreignant par là les risques de compétition inter-spécifiques.



A



B



C



D

Fig. 35 : Série de photographies permettant de suivre le développement des plants. A : vue à la loupe binoculaire des plantules sur la cordelette avant la mise mer. B : 15 jours après : on remarque l'enroulement en spirale. C : 1 mois après. D : 2 mois après.

c) La récolte (fig. 39)

Nous avons réalisé deux expériences sur la superficie de 2 hectares à l'échelle d'une exploitation.

La première expérimentation a mis en évidence 2 problèmes qui ont été résolus avant la réalisation de la deuxième:

- la fragilité de la fixation des plantules que nous obtenions en écloserie : l'élévation de l'agitation dans les bassins a apporté la solution,
- l'insuffisance des flotteurs servant à maintenir les aurins à 1 m de la surface ; les algues prenant du poids en se développant, une partie du module s'est enfoncé jusqu'à toucher le fond ; les zones les plus basses n'ont pas reçu assez de lumière pour une croissance normale ; en outre, de nombreux plants ont été détériorés, soit parce qu'ils flottaient contre le substrat rocheux, soit parce qu'ils ont été broutés par les gastéropodes et les oursins (fig.40).

Le résultat fut une récolte tout à fait modeste de 40 T d'*Undaria* frais pour 2 hectares, bien que sur les parties qui sont restées au niveau optimum, la production a été de 10 kg par mètre linéaire en moyenne avec des pointes de 20 kg.

Le deuxième essai effectué entre la fin septembre 1989 et fin janvier 1990 doit être considéré comme significatif puisqu'il s'est déroulé sans problème et qu'il fait la synthèse à la fois des acquis de la recherche et de la maîtrise du milieu marin. En août, tout le dispositif avait été retendu, ordonné et le nombre de flotteurs doublé. Dès le mois de décembre, la charge due à la croissance des algues était telle qu'il a fallu doubler encore une fois les flotteurs de chaque aurin.

La récolte de janvier 1990 a été de 120 T d'*Undaria* frais (60 T/hectare).

d) L'analyse économique

On a distingué le coût de la production de plantules à partir :

- de la production de semence et du séjour en écloserie,
- du coût de la culture en mer,
- du traitement de la récolte.

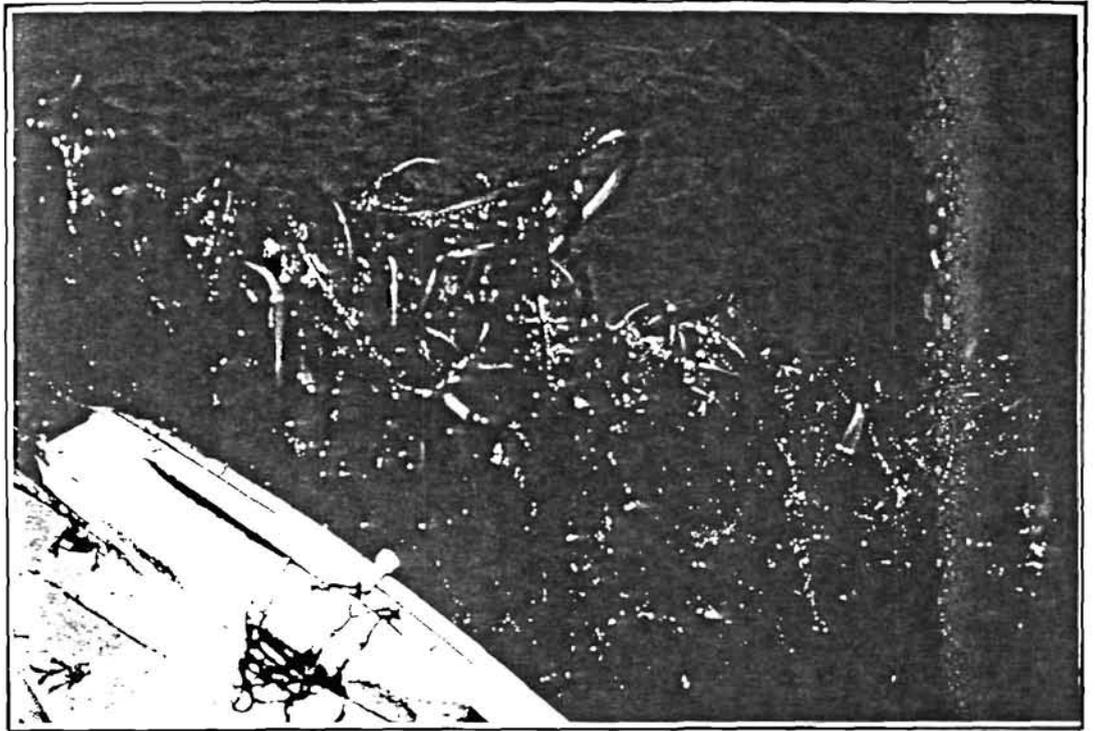


Fig. 36 : Une vue du cordage porteur, 4 mois après la mise en mer des plantules : la récolte à eu lieu quinze jours après.



Fig. 38 : Photographie d'une partie de la structure en mer, dans la baie de Lampaul sur la côte sud ouest de l'île d'Ouessant. En décembre, il a fallu doubler le nombre de flotteurs prévu au départ.

### Production de plantules (BARBIER 1988)

Lorsque l'on tient compte de tous les éléments nécessaires à la production des plantules, depuis la récolte des spores dans la nature jusqu'au moment de la mise en mer (construction de collecteurs, prix de la cordelette, consommation d'énergie, traitement de l'eau, main d'oeuvre) on arrive à un coût de 25 000 F pour un hectare.

### Culture en mer

Le dispositif de 2 hectares est revenu à 150 000 soit 75 000 F l'hectare. Le comportement du module permet de tabler sur un amortissement de 5 ans, soit 15 000 F/hectare/an.

Le fonctionnement comprend :

- l'ensemencement qui peut être fait par un homme en huit jours : coût : 35 000 F/hectare,
- la récolte qui nécessite un bateau type chaland ostréicole : elle peut être effectuée en 8 jours : coût : 3 500 F/hectare,
- les frais de gestion, réparation, entretien des appareils : coût : 28 000 F/hectare,

soit au total :

production plantules	: 25 000
ensemencement	: 3 500
récolte	: 3 500
frais divers	: 28 000
<i>Dispositif</i>	<i>25 000</i>
	<u>75 000</u> F/hectare.

Soit pour 60 tonnes à l'hectare, 1,35 F le kg d'*Undaria* frais. On notera que la production des plantules représente plus du tiers du prix de revient. La baisse de celui-ci devra provenir des économies qui pourraient être réalisées à ce poste, en réduisant la durée de la phase éclosion et en automatisant certaines des opérations de préculture.

Fig. 39 : La récolte de mars 1989 : le cordage porteur est ramené à terre avec toutes les algues qui y sont fixées. Les plants ayant la plus grande taille sont ceux situés près des flotteurs car ils ont été maintenus à proximité de la surface.

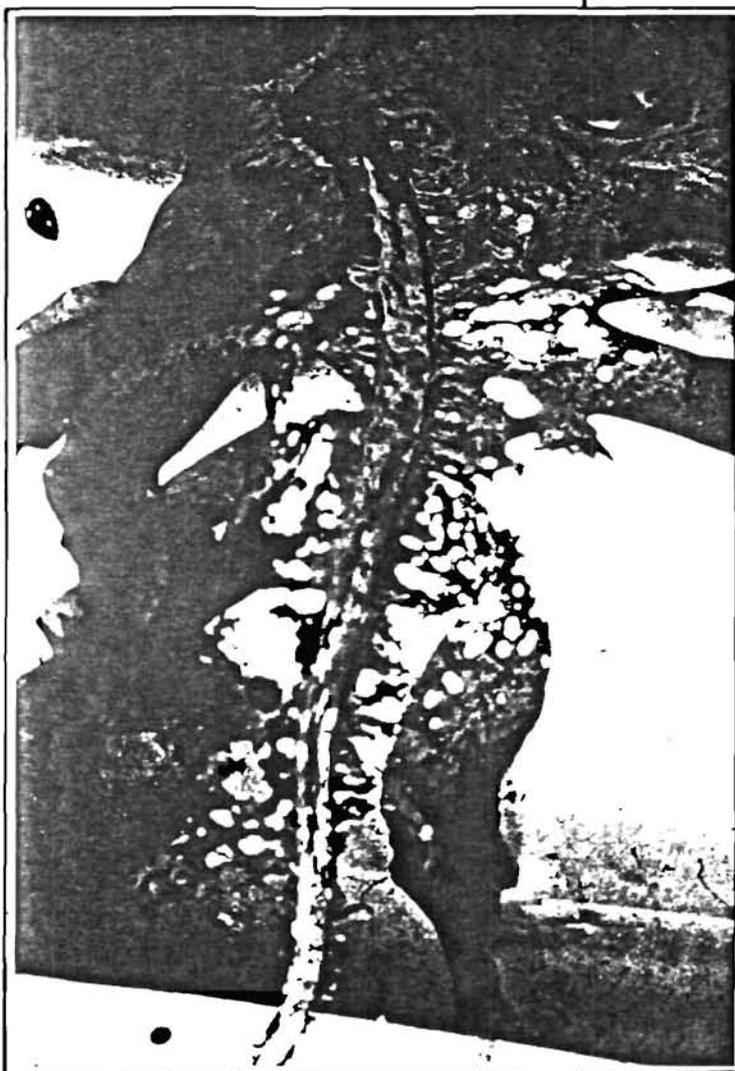
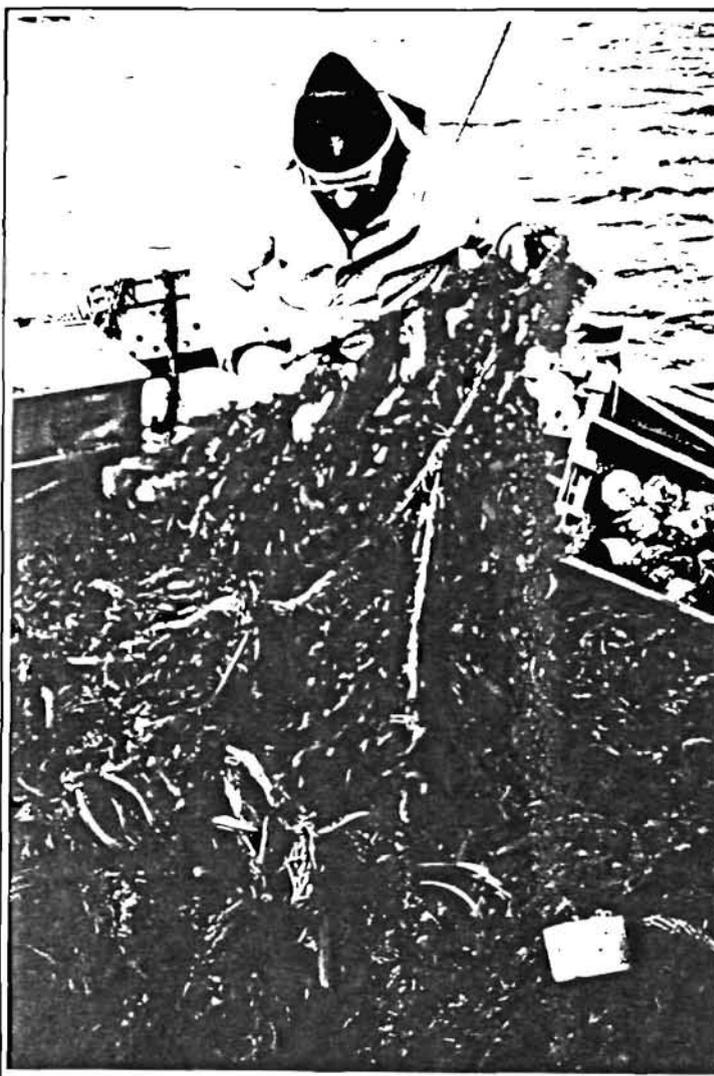


Fig. 40 : Photographie d'un thalle d'*Undaria* qui a été brouté par des herbivores, poissons, gastéropodes ou oursins, alors qu'il était en contact avec le fond suite à un abaissement du cordage porteur. Ce cas n'est hélas pas rare.

### Coût du traitement de la récolte

Il dépend bien entendu du type de traitement utilisé. La seule référence existante en France est le séchage en cellule à air pulsé (fig. 41). Il s'effectue en 2 temps dans un séchoir type séchoir à tabac traitant 4 T/jour : pendant la première période, l'air n'est pas renouvelé et se charge d'humidité, ce qui permet un virement de la couleur de l'algue du brun au vert émeraude ; ensuite, l'air est expulsé à mesure qu'il passe à travers les frondes, ce qui provoque le séchage jusqu'à 9 % d'humidité.

Le coût énergétique est de 8 F le kg sec, soit pour une récolte de 60 T/hectare (12 T séchées) : 96 000 F.

Mais, ce chiffre est sujet à caution car un travail important reste à faire en ce qui concerne autant les méthodes de traitement et de conditionnement de la récolte que l'amélioration des installations.

Le séchage n'est que l'une des solutions possibles ; une grande partie de la vente se fait en Extrême-Orient sous forme d'*Undaria* salé. En outre, des types de traitements modernes tels que la congélation et l'ionisation sont à l'étude.

Ces premiers tests en ce qui concerne l'ionisation donnent d'excellents résultats : l'algue garde sa fraîcheur naturelle pendant 2 jours à 15° ; en atmosphère modifiée (gaz carbonique et azote), elle la conserve 5 à 7 jours ; ce délai passe à plus d'un mois après mise sous cellophane (fig. 42) et traitement par ionisation à 2 kilo GRAY (VALLET, PEREZ 1989).

Il n'est pas possible d'évaluer quel serait le bénéfice réel car celui-ci dépend à la fois du procédé de traitement qui intervient pour beaucoup dans le prix de revient, et du prix de vente de l'algue sur le marché. Les prix pratiqués actuellement correspondent à une production bretonne qui est très faible par rapport à la demande, ce qui explique les chiffres de 100,00 à 120 F le kg sec. Sur le marché mondial, il se situe plutôt entre 35 et 60 F.

### V- CONCLUSION

La nouvelle technique de culture d'*Undaria pinnatifida* avec ensemencement à partir de gamétophytes multipliés au laboratoire donne la possibilité d'installer sur les côtes atlantiques une production pouvant rivaliser avec celles réalisées en Extrême-Orient. Le fait qu'il soit possible en Bretagne d'obtenir 2 à 3 récoltes par an, que l'algue y est de qualité supérieure comparée à celles

cultivées au Japon et en Corée, permet d'atteindre la compétitivité malgré la différence de coût de la main d'oeuvre.

La répétition des essais durant ces cinq années d'étude a conduit à un processus fiable, ce que confirme l'expérimentation à l'échelle d'une exploitation pilote. Certes, comme toute technique, celle-ci est perfectible. Des recherches sont poursuivies sur des points qui semblent pouvoir être améliorés.

Il en est ainsi au niveau de la production de semence et de plantules qui représentent, comme nous l'avons noté, des postes coûteux : au lieu de changer tous les quinze jours le milieu de culture dans lequel baignent les gamétophytes, on envisage de les maintenir par cryoconservation : les premiers essais sont très encourageants puisqu'ils montrent que les gamétophytes mâles et femelles supportent sans lésion une température de  $-15^{\circ}\text{C}$ .

De même, au niveau des milieux des bassins de culture en écloserie, on pense pouvoir apporter des modifications visant à mieux utiliser les sels nutritifs.

En outre, le collecteur rectangulaire actuel cèdera sans doute la place à un collecteur cylindrique actuellement à l'essai. L'intérêt de ce nouveau collecteur réside dans le fait qu'il acceptera 100 m de cordelette au lieu de 60, qu'il prendra moins de place dans les bassins où on pourra en mettre plus, et qu'il facilitera la mise en mer en la rendant plus rapide.

Mais, si la technique de culture est fiable et la compétitivité certaine, il serait imprudent de lancer immédiatement un programme de développement sur une grande échelle car, bien que le public et les médias semblent montrer un engouement pour les algues alimentaires, le marché est pour l'instant limité aux restaurants exotiques, aux chaînes végétariennes et diététiques.

Il appartient donc aux industriels de l'alimentation de profiter de la matière première de qualité qui peut être obtenue pour incorporer celle-ci dans les plats traditionnelles et/ou créer des produits élaborés aptes à déclencher une consommation aisée et attrayante.

En outre, les exportateurs auront à implanter nos productions sur les marchés asiatiques et américains où, semble-t-il, elles seront bien reçues.

C'est maintenant dans ces 2 directions que l'essentiel de l'effort doit porter.

Fig.41 : Une vue de l'installation des thalles d'*Undaria* dans le séchoir à air chaud. Le cordage porteur est directement tendu à l'intérieure du séchoir, Les algues pendant verticalement. L'appareil produit 4 tonnes de tissu sec par 24 heures, ce qui est insuffisant car il est le "goulot" d'étranglement de la technique.

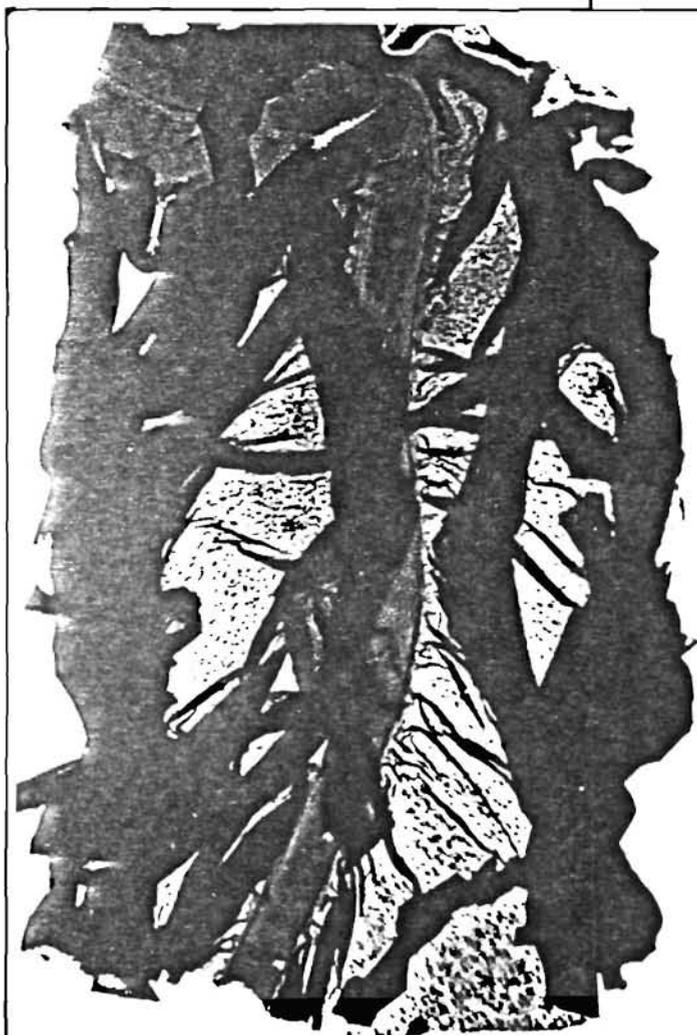
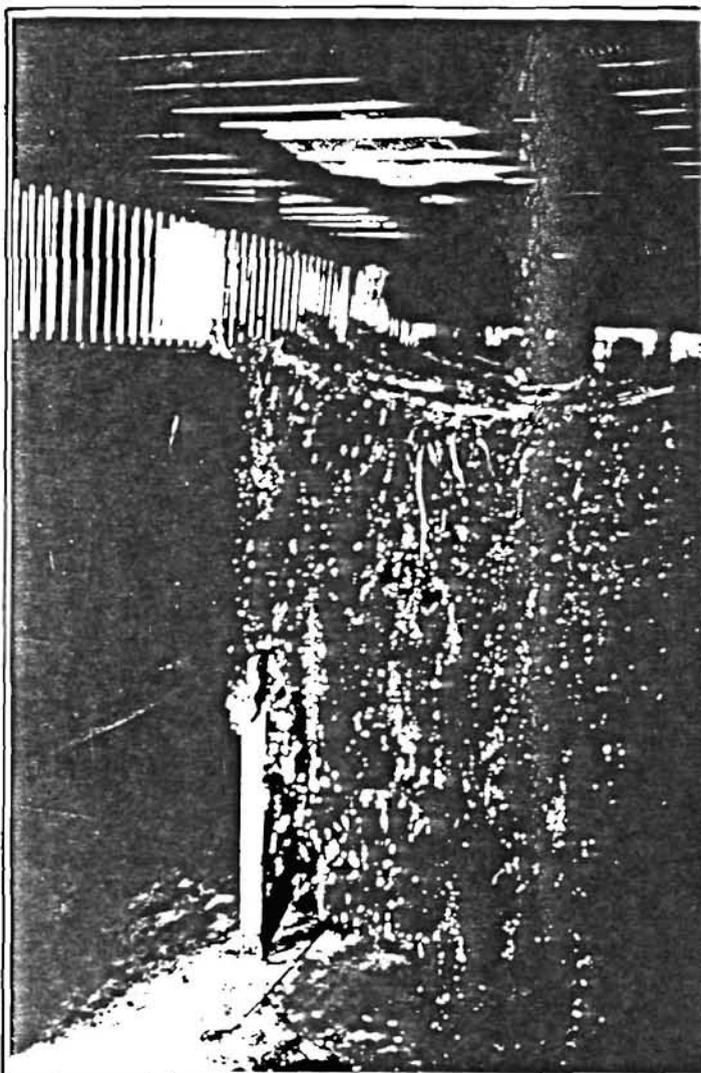


Fig. 42 : Fragment de fronde fraîche traitée par ionisation à 2 kg GRAY après avoir été enveloppé dans une bourse étanche en plastique transparent. Un mois après, l'algue a conservé sa fraîcheur d'origine.

TRAVAUX CITES

---

- AKIYAMA K., 1956. Studies of ecology and culture of *Undaria pinnatifida* (Harv.) SUR. Environmental factors affecting the growth and the maturation of gametophyte. Bull. Tohoku Regional fisheries Research laboratory, 25, 143-170.
- BARBIER J., 1988. Composition chimique des gamétophytes d'*Undaria pinnatifida* ; coût du free-living. Rapport IFREMER.
- BRIDE V., L. LEPINAY, J.R. GLEYSE, F. PASSEY, 1989. Exporting seaweed for use in ready to eat meals to California. Rapport ISMA.
- BOUDE J.P., 1989. Le marché des algues alimentaires dans le monde en 1987 ; place d'*Undaria pinnatifida*. Rapport Laboratoire d'Economie Halieutique de l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie de Rennes, n° 8.
- BOUDE J.P., 1989. Le marché nord-américain d'*Undaria pinnatifida* Laboratoire d'Halieutique ENSAR et Université du Quebec. Rapport n° 10.
- CALLENS G., 1984. Action de la lumière sur la maturation et la croissance du gamétophyte d'*Undaria pinnatifida*. Rapport IFREMER et Ecole de la Mer à Cherbourg.
- COSSON J., 1972. Action de la lumière et de la température sur le développement des gamétophytes de *Laminaria digitata* (L) Lam. C.R. Acad. Sci. Paris - 276 : 973 - 975.
- ( DUPIUS A., 1989. Amélioration de la culture de deux algues brunes. Rapport IFREMER et Br. Tech. Agr.
- DURAND P., C. VIGNOT, 1986. Etude de biomolécules d'intérêt pharmaceutique extraites d'algues : vitamines K<sub>1</sub> et polysaccharides sulfatés. Contrat IFREMER n° 85 5 470 071. Université de Compiègne.
- ENDO T., Y. MATSUDAIRA, 1960. Corrélation between water temperature and the geographical distribution of some economic seaweeds. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish., 26 (9) : 871 - 872.
- FAO/WHO, 1973. Report of joint FAO/WHO Ad Hoc Expert Committee "Energy food and Requirement".

- FAO, 1989. Culture of Kelp in China Yellow Sea Fisheries Institute of Qingdao (people's Republic of China) R.A.S/86/024, June.
- FLOCH J.Y., 1988. Evaluation du risque écologique présenté par l'introduction de l'algue japonaise *Undaria pinnatifida*. Faculté des Sciences de l'Université de Bretagne Occidentale.
- FUJIWARA-ARASAKI T., N. MINO et M. KURODA, 1984. The protein value in human nutrition of edible marine algae in Japan. *Hydrobiologia* 116/117, 513-516.
- GAILLARDON Y., 1984. Etude du procédé de culture intensive des gamétophytes d'*Undaria pinnatifida* par free-living. IUT de Biologie Appliquée de La Rochelle.
- KAIN (JONES) J.M., T.J. HOLT, 1985. The cultivation of large brown algae as an energy crop. Commission of European Communities. Contact ESE-R-021-UK.
- KAIN (JONES) J.M., C.P. DAWES, 1987. Useful European seaweeds : past hopes and present cultivation. *Hydrobiologia* 7424. Dr W Junk publishers, Dordrecht. Printed in Netherlands.
- KAAS R., R. PEREZ, C. VINOT, P. DURAND, 1987. *Undaria pinnatifida* : biochemical composition of the sporophyte and the gametophyte. Rec. Prog. Alg. Biotech. Alg. Appl. 14-17 septembre 1987. Villeneuve d'Arc, France.
- KITO H., K. TANIGUCHI, K. AKIYAMA, 1981. Morphological variations in *Undaria pinnatifida* (Harvey) Suringar. Comparaison on the thallus morphology of cultured F<sub>1</sub> plants originated from parental types of two different morphologies. Bull. TOHOKU Reg. Fish. Res. Lab. 42 : 11-18.
- LEWIN J., 1959. The isolation of algae. *Rev. Algol.*, 3 : 181-198.
- LEWIN J., 1966. Metabolism in diatoms : Germanium dioxide : a specific inhibitor of diatom growth. *Phycologia*. 6 (1).
- LUNING K., 1980-a. Critical levels of light and temperature regulating the gametogenesis of three *Laminaria* species. *J. Phycol.* 16 : 1-15.
- LUNING K., 1980-b. Control of algal life history by daylength and temperature. In : the Shore environment. Ed. par PRICE J.H., IRVINE D.E.G., FARNHAM W.F., Acad. Press. London, 2, : 915-945.

- LUNING K., 1984. Temperature tolerance and biogeography of seaweeds : the marine algal flora of Helgoland (North Sea) as an example. *Helgoländer Meeresuntersuchungen* 38 : 305-317.
- LUNING K., 1988. Photoperiodic control of sorus formation in the brown.
- KANG J.W., 1977 : Culture expérimentale de *Laminaria japonica* et *Undaria pinnatifida* en Corée. Rapport Université de BUSAN, Corée du Sud. Publié par TAE WHA Co.
- MOIGNE J.Y., 1989. Mise au point de la culture de l'algue alimentaire *Undaria pinnatifida*. WAKAME. Rapport Coopérative Aquacole d'Ouessant.
- MERILL J., 1989. *Porphyra* cultivation in Washington state. Symposium isle of Man. April 1989. Sous presse.
- PEREZ, R., 1971. Ecologie, croissance et régénération, teneur en acide alginique de *Laminaria digitata* sur les côtes françaises de la Manche. *Rev. Trav. Inst. Pêches Marit.*, 35 (3), : 287 - 346.
- PEREZ, J.Y. LEE, C. JUGE, 1981. Observations sur la biologie de l'algue japonaise *Undaria pinnatifida* (Harvey), suringar, introduite accidentellement sur les côtes de France. *Science et Pêche* n) 343.
- PEREZ R., R. KAAS, O. BARBAROUX, 1984. Culture expérimentale de l'algue *Undaria pinnatifida* sur les côtes de France. *Science et Pêche* n°
- SAITO Y., 1956. A ecological study of *Undaria pinnatifida* Sur. - I Ecology and distribution. *Bull. Inst. Jap. Soc. Sci. Fish.* 18, 2 : 304 - 322.
- SAITO Y., 1957. An ecological study of *Undaria pinnatifida* Sur. - II On the influence of the environmental factors upon maturity of gametophytes and early development of sporophytes. *Bull. Inst. Jap. Soc. Sci. Fish.* 22, 4: 235 - 236.
- SAITO Y., 1958. On the cultivation of *Undaria*. *Aquacultur*, 5 (3) : 16 - 20.
- SAITO Y., 1962. Fundamental studies on the propagation of *Undaria pinnatifida* (Harv.) Sur. *Contr. Fish. Lab., Fac. Agr., Univ Tokyo.* 3 : 1 - 101.
- SAITO Y., 1975. *Undaria*, pp 304 - 320 In : Tokyo J. and HIROSE H., *Advance of phycology in Japan.* W. JUNK, Publishers, The Hague.

TOKIDA I., 1960. Marine algae epiphytic on laminariales plants. Bull. Fac. Fish. HOKKAIDO Univ. Jap, 11 (3) : 73 - 105.

VINOT C., 1985. Valorisation d'une algue brune *Undaria pinnatifida*. Rapport IFREMER. Dipl. Ing. Gén. Biol.

WATANABE T., K. NISIZAWA, 1984. The utilisation of Wakame in Japan. 11e International Seaweed Symposium. China. 106 - 111.

ZHANG DIN MIN, MIAO GUO RONG et PEI LU RING, 1984. Studies on *Undaria pinnatifida*. Hydrobiologia 116/117, 263 - 265.

R A P P E L

Solution Miquel A

Mg SO <sub>4</sub>	10 g
Na Cl	10 g
Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	5 g
NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub>	1 g
K NO <sub>3</sub>	2 g
K B <sub>2</sub>	0,2 g
K I	0,2 g
Eau distillée	100 ml

Solution Miquel B

Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> 12H <sub>2</sub> O	4 g
Ca Cl <sub>2</sub> 6H <sub>2</sub> O	4 g
HCl concentré	2 ml
Fe Cl <sub>2</sub> (en solution)	2 ml
Eau distillée	80 ml

Solution de Provosoli P<sub>6</sub>

EDTA	3 g
Fe (Cl)	0,08 g
Mn (Cl)	0,12 g
Zn (Cl)	0,015 g
Co (Cl)	0,003 g
Ca (SO <sub>4</sub> )	0,0012 g
B (H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub> )	0,6 g
Mo (Na <sub>2</sub> NO <sub>4</sub> )	0,05 g
Eau distillée	1000 ml

Milieu de culture

Dans 1000 ml d'eau de mer stérilisée, on ajoute :

- 1 ml de Miquel B
- 2 ml de Miquel A
- 1 ml de Provasoli P<sub>6</sub>
- 0,5 ml de Kanamycine
- 2,5 ml de Dioxyde de Germanium

Kanamycine (sulfate de) : solution mère à 100 G/litre d'eau distillée.

Dioxyde de Germanium : solution mère à 1 g/litre

Eau de javel : solution mère : un berlingot de 250 cc d'hypochlorite de sodium dans 750 ml d'eau distillée. Pour stériliser on utilise 100 ml de cette solution mère par m<sup>3</sup> d'eau de mer.

Thiosulfate de sodium : Solution mère à 220 g/litre. 1 ml de cette solution mère neutralise 1 ml de la solution mère d'eau de javel.

**IFREMER-SDP**  
Centre de BREST  
Bibliothèque  
P 70-29263 PLOUZANE