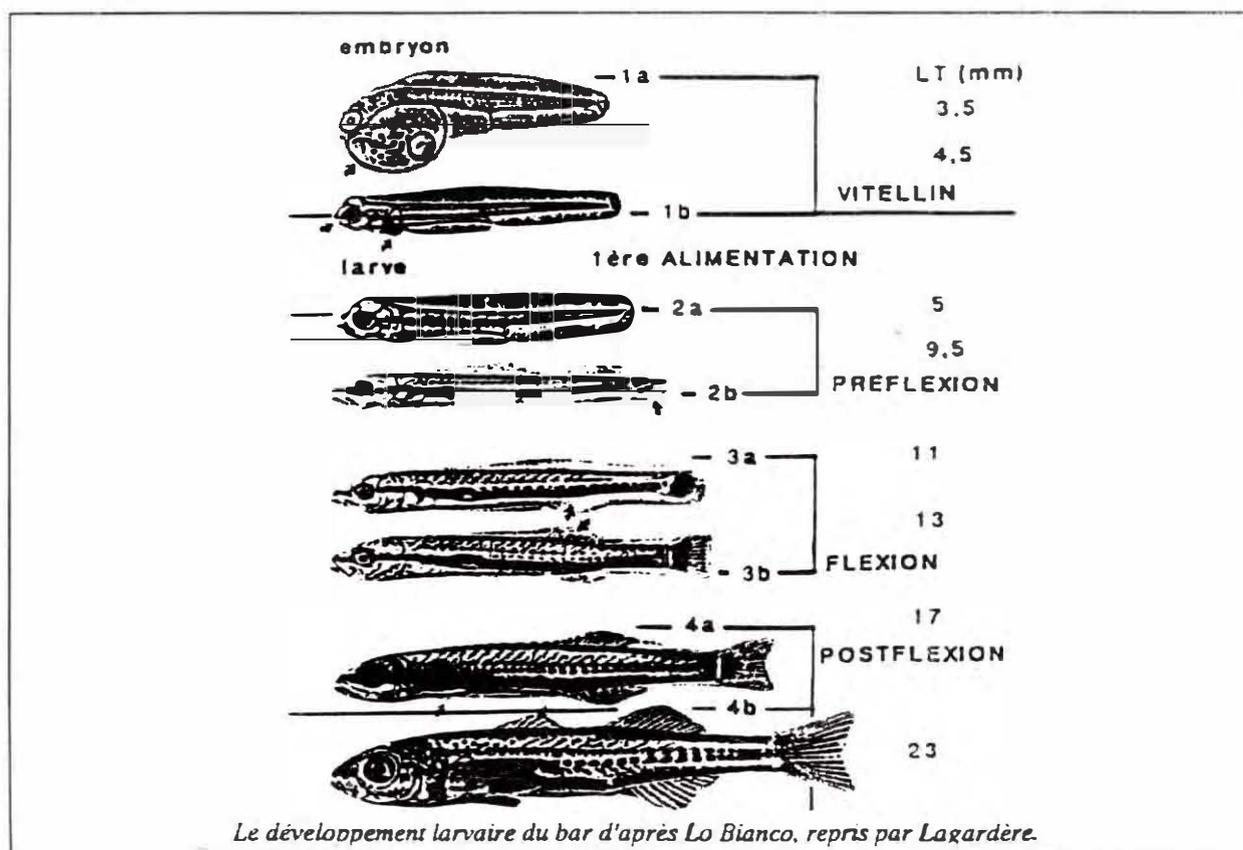


PRODUCTION DE JUVENILES DE BAR (*Dicentrarchus labrax*) EN MARAIS

ETUDE DE TROIS SEQUENCES ALIMENTAIRES DE SEVRAGE

V. BUCHET, H. PALVADEAU, O. BOUSSARD



IFREMER - INSTITUT FRANÇAIS DE RECHERCHE POUR L'ÉLEVAGE ET LA PÊCHE MARINIÈRE

INSTITUT FRANCAIS DE RECHERCHE POUR L'EXPLOITATION DE LA MER

Adresse : IFREMER / GIE RA BP 215 85330 Noirmoutier	DIRECTION DES RESSOURCES VIVANTES DEPARTEMENT : Ressources Aquacoles STATION / LABORATOIRE : Aqualive
--	---

AUTEUR (S) : V. BUCHET, H. PALVADEAU et O. BOUSSARD		CODE : RIDRV-95.21-RA/ Noirmoutier
TITRE : PRODUCTION DE JUVENILES DE BAR (<i>Dicentrarchus labrax</i>) EN MARAIS Etude de trois séquences alimentaires de sevrage		Date : 1995 Tirage en nbre : 40 Nb pages : 49 Nb figures : 23
CONTRAT (intitulé) N° 94 05979	Conseil Régional des Pays de la Loire	DIFFUSION libre : X restreinte : confidentielle :

RESUME : Les essais sur le sevrage du bar en marais atlantiques (Roux, 1993) ont montré que l'utilisation de proies congelées améliorerait cette étape et en minimisait le stress. Au cours de la présente étude qui devait confirmer ces premiers résultats, trois séquences alimentaires ont été testées :

- 1) zooplancton naturel, aliment inerte ; elle sert de témoin,
- 2) zooplancton naturel, artémias congelées (obtenues de façon intensive), aliment inerte,
- 3) zooplancton naturel, zooplancton naturel congelé (pêché), aliment inerte.

Les résultats obtenus montrent que le sevrage avec phase intermédiaire (séquences 2 ou 3) donne de bons résultats. De plus, la phase utilisant les artémias donne des résultats toujours supérieurs à celle basée sur le zooplancton de pêche ; les artémias apparaissent alors comme une excellente source de remplacement du zooplancton grâce à un apport nutritif sûr.

Une durée de sevrage suffisamment longue (8 jours) est préférable à un sevrage rapide. Et la multiplication des points de distribution de nourriture favorise les performances finales du sevrage.

ABSTRACT : Trials on the seabass weaning in atlantic marshes (Roux, 1993), have shown that the use of frozen prey improved this step and reduced his resulting stress. During the present study, which must confirmed these preliminary results, three alimentary sequences were tested.

- 1) natural zooplankton, weaning pellets, as control,
- 2) natural zooplankton, inert artemia (intensively produced), weaning pellets,
- 3) natural zooplankton, natural frozen zooplankton (harvested), weaning pellets.

The achieved results show that weaning with intermediary phases (sequences 2 or 3) yield best results. Furthermore the phase with artemia yields, systematically, better results than with harvested zooplankton ; then artemia seems a excellent substitute food representing a sustainable nutritional input.

A sufficient duration weaning (8 days) is preferable than a fast weaning. The multiplication of the food distribution points improve the final weaning performances.

Mots clés : Bar, *Dicentrarchus labrax*, Juvéniles, Elevage extérieur, Sevrage, Artémias, Zooplancton.

Key words : Seabass, *Dicentrarchus labrax*, Juvenile, Outdoor rearing, Weaning, Artemia - Zooplankton

SOMMAIRE

I INTRODUCTION :	1
II L'ESPECE ELEVEE :	3
II.1 Systématique :	3
II.2 Reproduction :	3
II.3 Développement larvaire :	3
II.4 Alimentation :	3
III MATERIEL ET METHODES :	4
III.1 Préparation des bassins :	4
III.2 Déroulement de l'élevage larvaire :	5
III.2.1 Incubation des oeufs	5
III.2.2 Transfert des larves et lâcher dans le bassin	5
III.2.3 Le sevrage	6
III.3 Suivi de la croissance des larves :	8
III.4 Pêche finale :	9
III.5 Suivi des bassins :	9
III.5.1 Paramètres physico-chimiques	9
III.5.2 Paramètres biologiques	11
IV RESULTATS ET DISCUSSION :	13
IV.1 Première expérience :	13
IV.1.1 Suivi des bassins	13
IV.1.2 Incubation des oeufs	18
IV.1.3 Transfert des larves	19
IV.1.4 Lâcher des larves	19
IV.1.5 Sevrage	20
IV.1.6 Pêche finale	21
IV.2 Deuxième expérience :	24
IV.2.1 Suivi des bassins	24
IV.2.2 Incubation des oeufs	29
IV.2.3 Transfert des larves	30
IV.2.4 Lâcher des larves	30
IV.2.5 Sevrage	31

I INTRODUCTION :

Depuis de nombreuses années, l'économie des marais est en déclin, entraînant une disparition de la saliculture, ainsi qu'un risque de dépeuplement d'une région. Pour remédier à ce problème, différentes solutions de remplacement ont été proposées dont l'une est l'aquaculture en marais.

Après avoir travaillé plusieurs années sur la zootechnie, notamment par des études sur le prégrossissement et le grossissement semi-intensif du bar et de la daurade en marais, la station Aqualive a orienté ses études sur l'élevage larvaire (Le Moine et *al.*, 1990). Pour que le développement de cette filière puisse se réaliser, il semblait indispensable de pouvoir rendre les producteurs indépendants. Cette autonomie passait obligatoirement, lors du démarrage de ce programme, par l'autoapprovisionnement en juvéniles des fermes situées sur le littoral atlantique. Pour cette raison, il était nécessaire de disposer d'une méthode de production de juvéniles adaptée aux conditions des marais maritimes atlantiques. Ce type d'élevage est basé sur les ressources naturelles du milieu et son intérêt réside dans la mesure où il doit permettre l'obtention de produits de qualité. Un autre avantage réside dans le fait qu'il utilise les structures déjà existantes pour les phases de prégrossissement et de grossissement. Mais des difficultés importantes résident dans la gestion et le contrôle du milieu. En effet, le marais aquacole subit directement l'action des facteurs abiotiques tels que les conditions météorologiques ou les marées et des facteurs biotiques qui ont une influence très forte sur l'activité alimentaire des poissons (Batique, 1988).

Au cours des essais antérieurs, différents facteurs sont apparus comme :

- l'effet négatif du pH sur les larves durant les premiers jours de l'élevage (Blancheton et Karpoff, 1989),
- l'intérêt de l'utilisation de structures intermédiaires lors de l'incubation *in situ* permettant un contrôle de l'intensité lumineuse (Duprat, 1991),
- l'influence de l'intensité du rayonnement solaire montrant qu'un ombrage laissant passer seulement 40% de la lumière donne le meilleur taux de survie lors du développement larvaire (Hayet, 1992). L'importance de la présence de lumière pour la prospection du milieu et l'attaque des proies (Ronzani Cerqueira, 1986).

A la suite de ces études, un nouveau problème est apparu : le sevrage (changement de régime alimentaire) qui, dans ce cas, correspond au passage d'une alimentation naturelle (vivante) à un aliment artificiel. Le problème de cette étape est l'inertie de l'aliment et son manque d'attractivité par rapport à l'aliment vivant. Le passage direct d'une phase à l'autre peut entraîner une mauvaise adaptation des juvéniles sevrés.

Une solution possible pour réduire cet inconvénient est le rajout d'une phase intermédiaire entre l'aliment vivant et le granulé. Cette phase transitoire consiste en l'utilisation de proies congelées qui permettent ainsi de garder une certaine attractivité par l'aspect des proies vivantes tout en habituant les larves à l'immobilité des particules (Roux, 1993). L'étude menée en 1994 est la poursuite de celle réalisée en 1993 afin d'infirmer ou de confirmer les premières observations. L'étude du sevrage sera abordée par l'utilisation de trois séquences alimentaires : la première, servant de

séquence témoin, consiste en un passage direct entre l'aliment vivant naturel et l'aliment artificiel. Les deux autres séquences présentent une phase intermédiaire :

- artémias congelées,
- zooplancton naturel congelé collecté dans des bassins en terre.

De plus, le sevrage est difficilement maîtrisé en milieu extérieur. En effet, l'élevage semi-intensif en bassins de terre se heurte :

- à la production naturelle du bassin qui fournit une alternative alimentaire aux juvéniles vis-à-vis de l'aliment artificiel,
- à une distribution de l'aliment rendue difficile par la surface des bassins,
- à un nombre de larves qui ne peut être qu'estimé, puisque les larves sont peu visibles.

Pour ces raisons, on observe généralement, une mortalité importante et une croissance hétérogène des larves lors de cette étape.

Afin d'atténuer ces difficultés, certaines modifications dans la gestion de l'eau et de la nourriture, seront réalisées par rapport à la technique de "référence".

II L'ESPECE ELEVEE :

II.1 Systématique :

Le support biologique utilisé est le bar européen. C'est un poisson téléostéen perciforme, appartenant à la famille des *Serranidae* et au genre *Dicentrarchus*.

Ce dernier renferme deux espèces : *Dicentrarchus labrax* (Linné 1758), objet de l'étude et *Dicentrarchus punctatus* (Bloch 1782).

II.2 Reproduction :

Le bar est une espèce gonochorique et la fécondation est externe. Une seule ponte annuelle a lieu, mais la maturation sexuelle est décalée en fonction de la latitude. Ainsi en Méditerranée, elle débute en août avec une ponte entre décembre et mars (température moyenne de 12 à 14°C), en Atlantique un décalage de deux mois est observé (Ifremer, 1991).

II.3 Développement larvaire :

Deux phases peuvent être distinguées : la phase prélarvaire et la phase larvaire (Barnabé, 1986).

La phase prélarvaire se situe dans les 5 jours qui suivent l'éclosion et durant toute cette phase, les réserves vitellines persistent. Elle prend fin à l'ouverture de la bouche, ce qui correspond à l'entrée dans la vie trophique. Lors de la phase larvaire, des changements peuvent être observés :

- anatomiques, tels que la résorption complète du globule lipidique, les yeux qui deviennent fonctionnels et l'inflation de la vessie natatoire,
- comportementaux, la larve pélagique prospecte le milieu et chasse activement lié à une alimentation exogène, activités motrices orientées (stéréotypées et non orientées lors de la phase prélarvaire).

Les larves se métamorphosent ensuite en juvéniles. Cette métamorphose s'effectue lorsque les larves mesurent entre 18 et 22 mm. A partir de cette nouvelle phase le bar acquiert un comportement grégaire en se rapprochant du fond. A ce stade, il y a une importante modification du système digestif qui va permettre au bar d'assimiler tout type de nourriture, le sevrage va pouvoir avoir lieu.

II.4 Alimentation :

Au stade larvaire le bar se nourrit de zooplancton, la densité de proies disponibles ayant une forte influence sur la prise alimentaire (Iizawa, 1984) et sur la survie (Werner et Blaxter, 1980). A partir de cet élément, différentes séquences alimentaires ont été pratiquées lors d'élevages larvaires antérieurs. Ainsi d'après Barnabé (1984) nous pouvons avoir :

- *Brachionus plicatilis* suivi de nauplius d'*Artemia salina* puis de métanauplius d'*Artemia salina*,

- copépodes congelés,
- plancton vivant prélevé dans les bassins.

Ces trois régimes sont ensuite suivis d'aliments secs ou humides. C'est à partir de ces observations qu'a été réalisé le choix des différentes séquences étudiées au cours de la présente expérimentation.

III MATERIEL ET METHODES :

III.1 Préparation des bassins :

Cinq bassins ont été utilisés. Pour la première, les bassins T10, T11, T12. Leur superficie est de 475 m² pour un volume de 475 m³. Les marais, T7 et T8, d'une superficie de 629 m² et d'un volume de 629 m³, ont été utilisés lors de la deuxième expérimentation. Leur aménagement est représenté en figure n°1. Les trois premiers bassins n'ont pas eu des préparations identiques. Le T11 a subi un assec durant tout l'hiver avec une remise en eau pendant un mois, tandis que les T10 et T12, utilisés durant tout l'hiver, ont subi un assec d'un mois seulement avant le début de l'expérience. Les bassins T7 et T8 ont été rénovés durant l'hiver et laissés en assec par la suite.

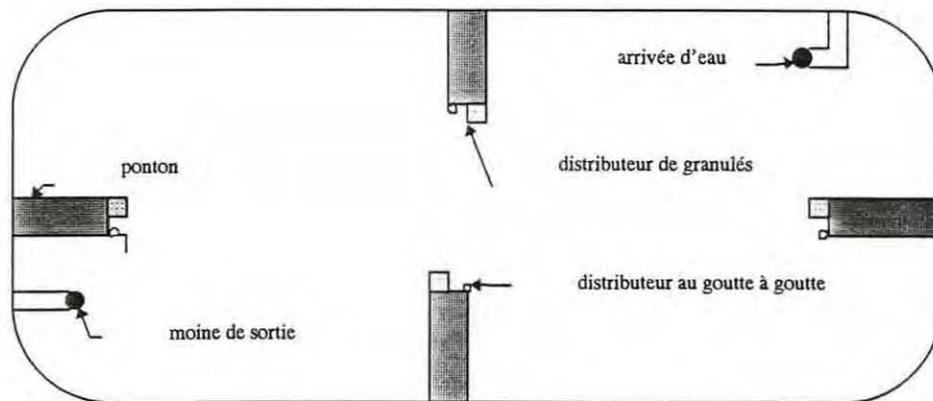


Figure 1 : Schéma général d'un bassin utilisé durant l'élevage

L'assec subi par tous les bassins est important. Il permet la minéralisation de la matière organique, donc "l'enrichissement" du sédiment, du fait d'une disponibilité plus grande des sels nutritifs indispensables pour le développement phytoplanctonique. Il permet, également, d'éliminer les algues ainsi que les autres organismes tels que hydrobies ou coques, prédateurs ou compétiteurs potentiels des larves mises en élevage.

Les algues résiduelles (éventuelles) sont éradiquées avant la mise en eau afin d'éviter leur prolifération ce qui les feraient rentrer en compétition avec le phytoplancton.

Enfin, les bassins sont équipés :

- de quatre pontons qui serviront de supports aux distributeurs de granulés, afin d'augmenter le nombre de points de nourrissage,

- d'une cage (d'une superficie de 2 m² et d'un volume de 2 m³), dans laquelle les larves seront mises à partir de l'éclosion jusqu'à l'ouverture de la bouche, appelée "structure intermédiaire".

III.2 Déroulement de l'élevage larvaire :

III.2.1 Incubation des oeufs

Les oeufs de bar utilisés pour les expériences viennent de pontes provoquées, sur un site de production proche. Le transport est donc de courte durée.

Pour le transport d'un site à l'autre, les oeufs sont stockés dans des conteneurs de 59 litres dont seulement la moitié est remplie d'eau de forage. Dès l'arrivée à Aqualive, les conteneurs sont complétés avec de l'eau des bacs dans lesquels sera réalisée l'incubation. Le rajout de l'eau de mer permet une acclimatation progressive des oeufs aux conditions d'élevage. Cette précaution est indispensable car les oeufs sont très sensibles à toutes modifications physiques et chimiques. Dans le même temps, un bullage est installé, il permet :

- la sustentation des oeufs qui évite leur sédimentation au fond des containers,
- une répartition homogène pour améliorer l'estimation réalisée ultérieurement,
- un brassage de l'eau, donc une meilleure homogénéisation de celle-ci.

Une fois ces précautions prises, un comptage des oeufs viables est effectué afin de connaître le nombre d'oeufs mis en incubation. Ce nombre servira de base à toutes les évaluations de survies ultérieures. Cette première estimation est réalisée par 30 prélèvements d'un volume de 39 ml effectués dans les containers.

Ensuite, les oeufs sont transférés délicatement dans des bacs cylindro-coniques d'un volume de 407,5 litres utiles. Un renouvellement et un volume constant de l'eau sont assurés grâce à une arrivée d'eau de mer et à une évacuation par un tamis de maille 315 µm. Cette circulation assure le maintien d'une eau de bonne qualité, et l'évacuation des matières en suspension, minérales ou organiques, de nature détritique ou non. De plus, comme dans les containers de transport, un bullage assure la sustentation des larves et leur répartition dans le bac.

Les oeufs sont gardés en incubation jusqu'à l'obtention de 100% d'éclosion.

III.2.2 Transfert des larves et lâcher dans le bassin

Dès l'obtention de 100% d'éclosion, les larves sont transférées dans les structures intermédiaires installées dans les bassins extérieurs. Ce transfert est précédé d'un comptage réalisé dans les bacs cylindro-coniques dans le but de connaître le pourcentage d'éclosion, par rapport au nombre d'oeufs mis en élevage et le nombre de larves transférées. Cette estimation est réalisée par 30 prélèvements de 39 ml. Chaque prélèvement est effectué au hasard dans les incubateurs. Ensuite une répartition "équilibrée" a lieu entre les différents bassins. Le transfert s'effectue du lieu d'incubation aux bassins à l'aide de seaux ou de containers. Après avoir ajouté de l'eau du bassin à celle des récipients de transport, permettant aux larves de s'adapter

progressivement à leur nouvel environnement, un transvasement délicat est effectué afin d'éviter tous chocs physiques.

Une fois les larves transférées dans les cages, un prélèvement est effectué tous les jours jusqu'à observation de la première prise alimentaire. Cette première prise alimentaire est précédée de l'ouverture de la bouche et correspond à une étape importante dans le développement des larves. Elle indique un changement de "régime alimentaire". Puisque, les réserves vitellines sont épuisées et que la larve se met à chasser activement pour trouver une nourriture exogène.

Le lâcher des larves, dans le bassin, a lieu peu de temps après la première prise alimentaire, lorsque 100% des larves observées présentent un estomac contenant des proies. Il est alors effectué le plus rapidement possible afin d'éviter les possibles phénomènes de cannibalisme.

Un comptage est réalisé dans la cage par 10 prélèvements de 1 litre effectués à différents endroits de la cage et à différentes profondeurs. Ceci nous donne une estimation du taux de survie et du nombre de larves lâchées dans le bassin. Les larves sont libérées par retournement de la cage.

III.2.3 Le sevrage

III.2.3.1 *Choix des différentes séquences alimentaires*

Le sevrage consiste en un passage de l'aliment vivant à l'aliment inerte. Un intermédiaire est ajouté entre ces deux aliments permettant une adaptation progressive des juvéniles à l'immobilité des particules alimentaires. Cette étape avec un intermédiaire est d'autant plus importante qu'en élevage semi-intensif en marais maritimes, il existe une production naturelle des bassins qui vient "parasiter" l'alimentation exogène, à la différence de l'élevage intensif où ce problème n'apparaît pas. Afin d'éliminer cette production naturelle au moment du sevrage, un lessivage (renouvellement important d'eau) est réalisé lorsque le sevrage débute (S1).

Pour l'étude que nous avons réalisée, trois séquences alimentaires ont été testées:

- séquence 1 : zooplancton naturel vivant, aliment inerte,
- séquence 2 : zooplancton naturel vivant, artémias congelées, aliment inerte,
- séquence 3 : zooplancton naturel vivant, zooplancton naturel congelé, aliment inerte.

La première séquence, sans intermédiaire, sert de témoin. Cette méthode a été utilisée dans les différents élevages larvaires extérieurs pratiqués précédemment dans les marais atlantiques, elle peut donc être considérée comme référence. La deuxième est facilement réalisable puisque les artémias peuvent être produites aisément par mise en culture de cystes déshydratés. Elle pourrait être envisagée comme séquence de remplacement, de la troisième. La dernière, avec le zooplancton, permet d'utiliser la production naturelle du marais. Mais elle est très dépendante des conditions climatiques et peut ne pas pouvoir être mise en oeuvre, si les quantités de zooplancton collecté ne sont pas suffisantes. De plus elle demande une main d'oeuvre plus importante que la deuxième séquence.

La durée de chaque séquence est de 9 jours (de S₁ à S₉) et elle se divise de la façon suivante :

- de S₁ à S₃ : distribution de proies congelées uniquement, lessivage du bloom,
- de S₄ à S₈ : distribution de proies congelées et de granulés (par diminution des quantités de l'un et augmentation des quantités de l'autre),
- à S₉ : distribution seulement de granulés.

Les cystes d'artémias utilisés proviennent de la souche *fransiscana* (Artémia Systems), souche pauvre en acides gras polyinsaturés. Ils sont mis en incubation dans un bac cylindro-conique contenant de l'eau de mer à 30°C, technique décrite par Barnabé (1986). Avant la mise en incubation, il est nécessaire de réhydrater les cystes puis de rajouter de l'hypochlorite de sodium qui fragilise le chorion et permet ainsi une meilleure éclosion. Les artémias (stade nauplius) sont filtrées sur un tamis de maille 75 µm et mises au congélateur, 24 à 36 h après le début de l'incubation.

Le zooplancton, utilisé pour la troisième séquence, est récolté dans des bassins en terre à l'aide d'une pompe immergée, de débit 15 m³.h⁻¹, munie d'un filet à plancton. Le zooplancton est par la suite filtré sur des tamis de maille 200 µm et 175 µm. Seules les fractions supérieures à 200 µm et comprises entre 200 et 175 µm sont récupérées et congelées séparément. Les fractions inférieures sont remises dans les bassins.

L'aliment inerte utilisé est un aliment complet destiné aux alevins de bars et de daurades. L'aliment provient de "Le Gouessant Aquaculture". Différentes tailles de granulés sont utilisées du sevrage à la pêche finale selon le poids moyen des larves. Au moment du sevrage, le granulé utilisé est l'AL0.

Tableau 1: Type d'aliment à utiliser en fonction du poids moyen des larves et taille correspondante (source : Le Gouessant)

Poids moyen	Type d'aliment	Diamètre des granulés
< 0,3 g	AL0	100-300 µm
0,3-0,5 g	AL1	300-500 µm
0,5-1,5 g	AL2	500-800 µm

La composition de l'aliment, garantie par le fabricant est la suivante :

- Protéines : 64%,
 - Matières grasses : 12%,
 - Cendres : 10%,
 - Humidité : 12%,
 - Cellulose : 3%,
 - Vitamine D₃ : 240 000 UI
 - Vitamine E : 18 000 mg
 - Vitamine C : 15 000 mg
- } pour 100 Kg.

Les différents systèmes de distribution utilisés sont simples (figure n°2) puisqu'il s'agit pour le granulé d'un distributeur installé sur chacun des pontons des bassins (soit 4 distributeurs par bassin). Alimentés en courant 24 Volts, ils sont munis de tapis roulant permettant la distribution de l'aliment. La répartition du granulé sur le tapis se fait de

telle sorte que les larves puissent se nourrir durant la plus grande partie de la journée. L'aliment distribué est disponible de 8h30 à 22h30.

En ce qui concerne les artémias et le zooplancton congelés, le système utilisé permet une distribution au goutte à goutte par décongélation lente. Ce système consiste en une bouteille plastique disposée retournée sur chaque ponton, le goulot immergé, le bouchon étant percé d'un orifice de 5 mm.

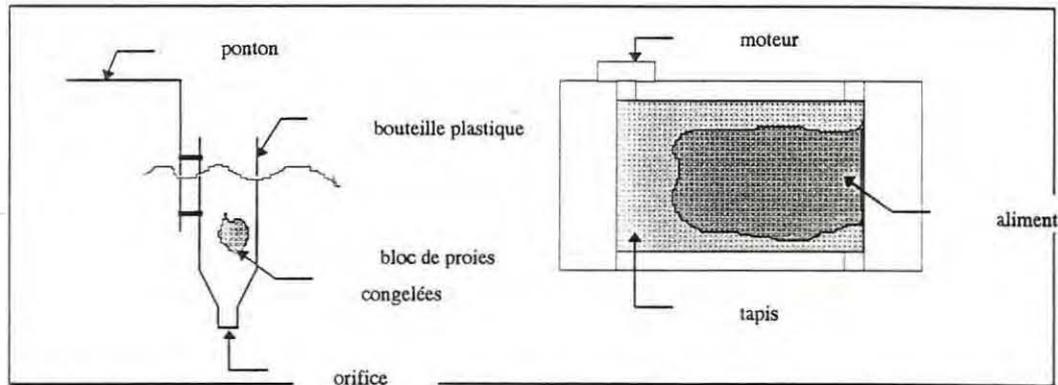


Figure 2 : Distributeur de proies congelées et distributeur de granulés

Le début du sevrage est conditionné par la taille des larves. Il débute quand la taille moyenne des larves atteint 18 à 22 mm. Celle-ci correspond à la métamorphose de la larve en juvénile, qui occasionne des changements anatomiques, et particulièrement au niveau du système digestif. Les juvéniles vont pouvoir assimiler l'aliment inerte.

III.2.3.2 Suivi de l'alimentation

Lors du passage à l'aliment inerte, un suivi de la prise alimentaire est effectué. Il permet d'observer le nombre de juvéniles qui absorbent le granulé et, surtout, à quel rythme les juvéniles commencent à ingérer l'aliment distribué. Le suivi est réalisé par marquage de l'aliment à l'aide d'un pigment orangé (Rad Glo RC 13) qui a la propriété de fluorescer sous lumière ultraviolette de longueur d'onde 365 nm. Cette fluorescence du pigment permet un comptage rapide des larves ayant ingéré l'aliment.

Afin d'effectuer ce suivi, les larves sont capturées la nuit à l'aide d'un piège lumineux utilisé également pour le suivi de la croissance des larves (SECOR *et al.*, 1992). La mise en oeuvre du piégeage se fait dès la tombée de la nuit, afin qu'il n'y ait pas un trop grand laps de temps depuis la fin de la prise alimentaire. Dans ces conditions, on peut considérer que tous les juvéniles ayant ingéré de l'aliment marqué au cours de la phase diurne précédente seront identifiables sous U.V. L'observation se fait immédiatement après capture.

III.3 Suivi de la croissance des larves :

A partir du moment où les larves sont lâchées dans le bassin, un suivi de leur croissance est réalisé. Ce suivi se fait par des prélèvements effectués à différents endroits des bassins à l'aide d'un filet à plancton de maille 500 μm . Ce système de collecte est utilisé jusqu'à ce que les larves aient une mobilité trop importante pour être attrapée. A partir de ce moment, un piège lumineux (Quaterfoil light trap), le même que pour le suivi des premières ingestions d'aliment commercial, est utilisé. Son système simple (annexe 1) consiste en quatre tubes en P.V.C. fendus (ouverture vers

l'intérieur) et disposés autour d'un tube plus petit, dans lequel sera installé un stick émettant une lumière fluorescente. Un bloc de mousse permet la flottaison du piège, et un culot surmonté d'une chaussette est disposé en partie basse afin de recueillir les larves.

Une fois collectées, les larves sont pesées, après essuyage rapide, à l'aide d'une balance de précision 1/1000^{ème} de gramme (METTLER AE 200) et mesurées sous loupe binoculaire (WILD M3Z) munie d'une règle micrométrique ou sur du papier millimétré.

III.4 Pêche finale :

La pêche finale est effectuée environ trois mois après l'éclosion. Elle est réalisée par vidange des bassins dans lesquels une senne à plat, de maille 3 mm, est installée au niveau du moine d'évacuation, au point le plus bas du bassin. Durant la vidange, les larves descendent avec le niveau de l'eau et sont collectées dans la senne. Les larves pêchées sont mises dans une cuve, munie d'une alimentation en oxygène. Ensuite, les larves sont anesthésiées par ajout de 2-phénoxyéthanol dans la cuve pour rendre le comptage plus facile et éviter que les larves ne se blessent. Ce comptage permet d'estimer la survie finale.

Un échantillon est prélevé, à partir de la population pêchée. Chaque individu de l'échantillon est mesuré et pesé (poids humide) individuellement ce qui permet de connaître la distribution des poids et des tailles moyens. Une fois l'échantillonnage terminé, les larves sont remises avec les autres afin de réaliser un test de salinité. Ce test est utilisé pour connaître le pourcentage de larves ayant une vessie gazeuse fonctionnelle. Le test de salinité est réalisé dans un bac contenant de l'eau de mer à une salinité de 55 pour mille, les larves sont anesthésiées et plongées dans ce bac. A ce niveau de salinité, les larves n'ayant pas de vessie vont couler tandis que les autres resteront à la surface.

Ce test est réalisé car les larves sans vessie vont devoir fournir de plus grands efforts pour se maintenir correctement dans l'eau, donc dépenser de l'énergie pour une autre activité que la croissance. Elles vont donc subir des déformations morphologiques importantes les rendant par la suite non commercialisables. Par conséquent, les larves sans vessie ne seront pas gardées, ce test permettant de les identifier rapidement.

III.5 Suivi des bassins :

III.5.1 Paramètres physico-chimiques

III.5.1.1 pH

Le pH est un paramètre très important dans l'élevage larvaire surtout entre l'éclosion et l'ouverture de la bouche. Durant les quinze jours suivant l'éclosion, les larves sont très sensibles à des pH supérieurs ou égaux à 8,5 (Blancheton et Karpoff, 1989). Il est donc indispensable de surveiller les augmentations trop grandes de pH afin de le maintenir inférieur à 8,5.

De plus, l'intérêt du pH est de pouvoir détecter un bloom phytoplanctonique. Les variations de ce paramètre sont, dans ces conditions d'élevage, étroitement liées aux

densités phytoplanctoniques. En effet le pH est déterminé par la présence de carbonates (CO_2 , HCO_3^- , CO_3^{2-}), dont la principale source de variation est l'activité des végétaux aquatiques. Ceux-ci consomment du CO_2 durant la journée (activité photosynthétique) ce qui a pour effet, par déplacement de l'équilibre existant entre les carbonates, de faire augmenter le pH qui est culminant en fin de journée. Pour cette raison, le pH est mesuré vers 17h-17h30, trois fois par semaine. Sa mesure est effectuée au laboratoire à l'aide d'un pH-mètre KNICK à microprocesseur 763.

III.5.1.2 Oxygène

L'oxygène est consommé pendant la nuit par les végétaux pour leur respiration et il est produit durant la journée au cours de la photosynthèse. Par conséquent, le taux d'oxygène est minimal le matin (2h à 2h30 après le lever du soleil) et maximal en fin de journée.

Il est à noter que l'oxygène n'est pas un facteur limitant dans ce type d'élevage, mais le taux de saturation observé nous renseigne sur l'existence et sur l'activité du bloom phytoplanctonique, ceci en corrélation avec le pH.

Les mesures sont effectuées le matin 2h à 2h30 après le lever du soleil, trois fois par semaine. Cette mesure est réalisée directement dans le bassin, à l'aide d'un oxymètre de terrain (YSI modèle 58).

III.5.1.3 Température

Le bar est une espèce eurytherme (gamme de températures pour la croissance allant de 16 à 29°C) avec une plage d'optimums thermiques de 23 à 27°C.

Le suivi de la température est effectuée le matin simultanément à la mesure d'oxygène, à l'aide de la sonde température équipant l'oxymètre. Le soir, elle est réalisée en même temps que la mesure du pH, le pH-mètre étant également équipé d'une sonde thermique.

III.5.1.4 Sels nutritifs

Parmi les sels nutritifs, seuls l'ammoniac et les nitrites sont pris en considération dans le suivi de la qualité du milieu d'élevage. L'azote ammoniacal provient des excréments animaux et de la décomposition des composés azotés organiques. Il est utilisé par le phytoplancton et oxydé par les bactéries nitrifiantes donnant ainsi les nitrites et les nitrates. Seule la partie ionisée de l'ammoniac est toxique, quant aux nitrites ils indiquent une bonne dégradation de l'ammoniac.

Ces deux éléments ont, a priori, peu d'influence sur les larves puisque la concentration entraînant 50% de mortalité au bout de 24h ($\text{CL}_{50}_{24\text{h}}$) est de 4 mg.l^{-1} de NH_3 et 3 mg.l^{-1} de NO_2 (Besson, 1984). Les limites définies par la F.A.O. (Barnabé, 1986) sont : $[\text{N-NO}_2] \leq 0,1 \text{ mg.l}^{-1}$, $[\text{N-NH}_3] \leq 0,1 \text{ mg.l}^{-1}$, $[\text{N-NO}_3] \leq 100 \text{ mg.l}^{-1}$.

Mais le suivi de ces deux sels est important car un apport d'azote est effectué par l'intermédiaire de l'aliment commercial. De fortes valeurs n'ont cependant jamais été observées lors d'élevages larvaires antérieurs menés sur le site (Duprat, 1991), (Hayet, 1992). Ceci est dû au fait qu'en réalité, la quantité d'aliment apportée est relativement faible par rapport à la superficie des bassins.

Des prélèvements d'eau sont effectués au niveau du moine d'évacuation, tous les 3 jours. Cette eau est ensuite filtrée sur des filtres Whatman GF/C 47 mm puis dosée immédiatement ou ultérieurement, dans ce deuxième cas les échantillons sont congelés. Le dosage de l'azote ammoniacal est fait selon la méthode de Koroleff (1969), (Aminot et Chaussepied, 1983), modifiée au niveau de la révélation qui est effectué à 70°C durant 45 minutes au lieu de 6 à 8h à l'obscurité. La réaction de Griess appliquée à l'eau de mer par Bendschneider et Robinson (1952) est quant à elle utilisée pour l'azote nitreux (Aminot et Chaussepied, 1983). Les mesures sont faites à l'aide d'un spectrophotomètre UV/VIS (PYE UNICAM série SP6 modèle 550) à 630 nm pour l'azote ammoniacal et à 543 nm pour l'azote nitreux.

III.5.2 Paramètres biologiques

III.5.2.1 Phytoplancton

Le phytoplancton se développe grâce aux sels nutritifs présents dans l'eau et disponibles dans le sédiment du bassin. Ce développement est facilité par des températures élevées et une luminosité importante.

La détermination qualitative peut être intéressante puisqu'il a été observé que des larves de bar en avaient ingéré. Dans notre étude, nous nous sommes surtout intéressés à la détermination quantitative. En effet, le suivi des variations de la concentration phytoplanctonique permet de prévoir l'apparition du bloom zooplanctonique.

Cette détermination se fait par mesure de la chlorophylle a et des phéopigments. Des prélèvements sont réalisés, toujours à la même heure, dans chaque bassin au niveau du moine d'évacuation puis sont filtrés sur des filtres Whatman GF/C 25 mm calcinés. Ensuite, le filtrat est recouvert d'une couche de carbonate de magnésium. Les filtres sont enfin mis à l'obscurité et congelés en cas d'analyse ultérieure. Le dosage s'effectue par fluorimétrie à l'aide d'un fluorimètre TURNER modèle 112 après extraction des pigments selon la méthode de Lorenzen (1967) décrite par Aminot et Chaussepied (1983).

III.5.2.2 Zooplancton

Le zooplancton est la nourriture utilisée par les larves dès l'ouverture de la bouche. Son suivi permet de connaître la quantité et la qualité des proies dont les larves disposent. Une étude réalisée, dans des conditions similaires aux nôtres, sur les populations zooplanctoniques (Hussenot *et al.*, 1991) montre une succession de celles-ci avec tout d'abord des tintinnides, puis des rotifères et enfin des copépodes suivis de larves d'annélides polychètes.

La détermination du zooplancton est réalisée à partir de prélèvements de 1l effectués au niveau du moine d'évacuation de chaque bassin. L'échantillon est ensuite filtré sur des tamis de maille 200 μm , 125 μm et 50 μm . Chaque fraction est disposée dans une cuve de Dolfuss, comportant 200 cases, afin de réaliser un comptage le plus précis possible. Pour la fraction comprise entre 125 et 50 μm , seulement 20 carrés choisis aléatoirement sont comptés, le nombre ainsi trouvé étant ensuite ramené à 200 carrés.

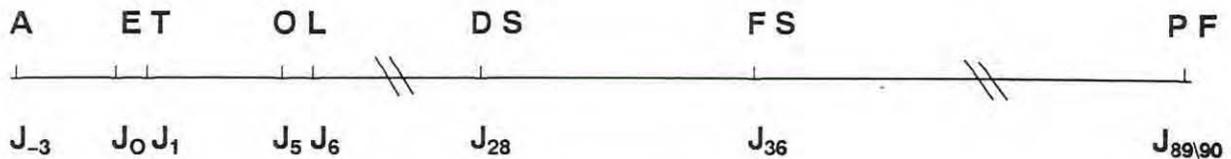
Cette modification de la technique de comptage est due à la quantité importante de zooplancton se trouvant dans cette gamme de taille. Parallèlement à ce comptage, la détermination systématique est réalisée (Trégouboff et Rose, 1957). Elle indique la qualité de l'aliment mais également l'évolution des populations zooplanctoniques dans les bassins.

IV RESULTATS ET DISCUSSION :

IV.1 Première expérience :

La mise en eau des bassins a eu lieu, onze jours avant l'arrivée des oeufs soit 15 jours avant le transfert des larves dans la bassin.

Le calendrier de cette première expérience fait apparaître les différentes étapes de l'élevage avec les jours d'élevage :



- A : arrivée des oeufs,
- E : éclosion (19/5/94),
- T : transfert,
- O : ouverture de la bouche, 24 mai,
- L : lâcher,
- DS : début du sevrage, S₁, 16 juin,
- FS : fin du sevrage, S₉, 24 juin,
- PF : pêche finale, 16 et 17 août.

IV.1.1 Suivi des bassins

IV.1.1.1 pH

L'observation des courbes de pH (figures n°1 et 2) montre entre le T10 et les deux autres bassins une différence maximale de pH de 0,3, ceci entre J₋₁₃ et J₀. En outre, le pH dépasse la valeur critique durant la période d'incubation des oeufs, ce qui nous a obligé à acidifier l'eau des bassins. A J₀, 15 litres d'acide chlorhydrique, à 30%, ont ainsi été versés dans le T10 et 20 litres dans T11 et T12, ce qui a permis de faire chuter le pH. Cet ajout d'acide n'a pas empêché une remontée rapide du pH, qui pouvait laisser penser que l'on allait de nouveau atteindre le seuil critique de 8,5 nécessitant une deuxième acidification, effectuée à J₂. Ce deuxième ajout, de 7 litres dans le T10 et 10 litres dans le T11 et T12, a ainsi permis de garder un pH favorable au développement des larves jusqu'à l'ouverture de la bouche. Le pH "seuil" de 8,5 n'a pas été atteint avant J₂₀.

A partir de J₆ et jusqu'au début du sevrage (J₂₈), le pH croît de nouveau. Cependant une forte chute de pH a lieu entre J₂₉ et J₃₄. Celle-ci doit être corrélée avec l'augmentation du taux de renouvellement en eau nécessaire au lessivage du bassin afin d'éliminer toutes les proies vivantes disponibles pour les juvéniles. Une nouvelle augmentation est enregistrée à partir de J₄₄. Elle permet de récupérer, dès J₄₈, les valeurs de pH observées juste avant le lessivage connexe du sevrage. Cette élévation progressive du pH peut être mise en relation avec une augmentation des concentrations phytoplanctoniques qui apparaît à partir de J₅₀. Il est à noter que les valeurs fortes observées à partir de J₄₈ n'ont pas d'effet toxique sur les juvéniles qui sont aptes, à cette période, à supporter de telles valeurs.

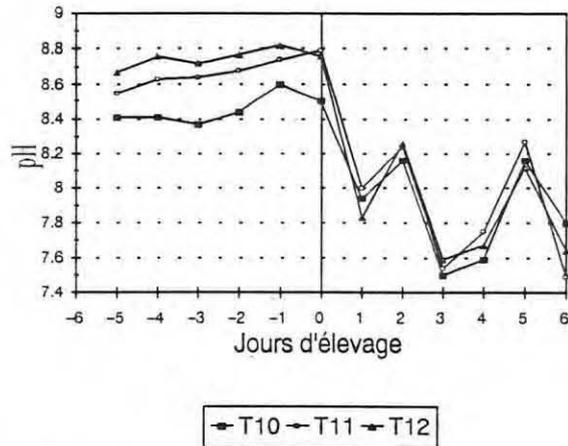


Figure 3 : Evolution du pH dans les bassins T10, T11, T12

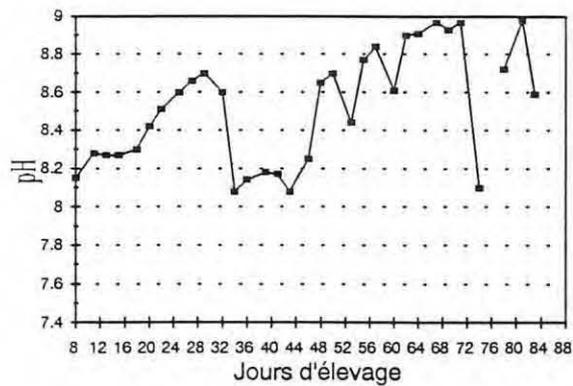


Figure 4 : Variation du pH du bassin T10

IV.1.1.2 Oxygène

Il est à noter que les mesures d'oxygène n'ont pas été réalisées, comme prévu dans le protocole, tôt le matin, mais en milieu de matinée. L'observation des variations des taux de saturation en oxygène, telles que représentées sur les figures n°5 et 6 pour les trois bassins, nous montre des évolutions semblables. De plus, nous constatons que l'oxygène reste à des pourcentages de saturation élevés, jamais inférieurs à 70%, ceci durant toute la durée de l'élevage. Une seule fois un taux proche de 30% a été observé. Ceci est parfaitement conforme aux élevages larvaires de bar menés précédemment où l'oxygène n'a jamais été un facteur limitant.

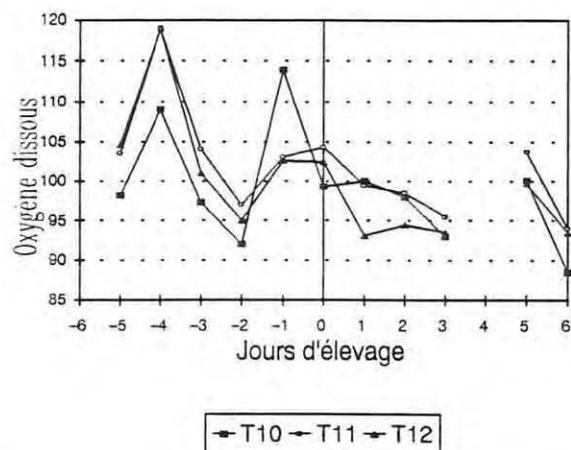


Figure 5 : Evolution de la saturation en oxygène des bassins T10, T11, T12

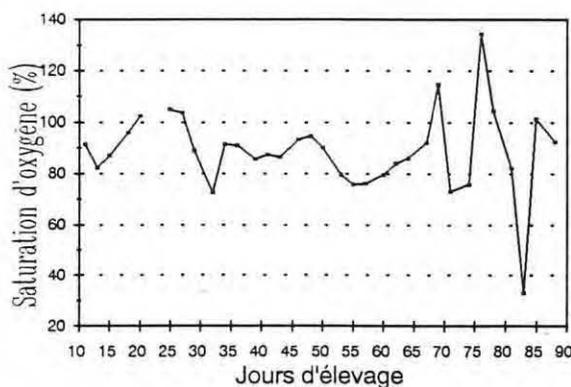


Figure 6 : Evolution de la saturation en oxygène dans le bassin T10

IV.1.1.3 Température

La température augmente tout l'été (figure n°7) et atteint le maximum qui se situe vers 26°C uniquement vers la fin de l'élevage. En fait très rapidement elle va dépasser 18°C pour, d'abord, rester dans une fourchette de 20 à 24°C, puis à partir de J₅₀ et jusqu'à la fin de l'élevage fluctuer entre 22 et 26°C. En tout état de cause, les températures observées au cours de l'élevage correspondent aux plages thermiques pour la croissance du bar.

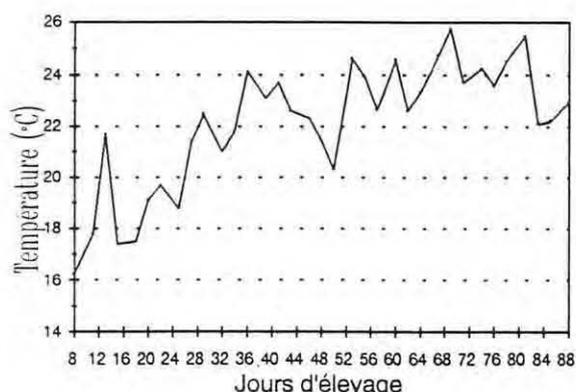


Figure 7 : Variation de la température dans le bassin T10

IV.1.1.4 Sels nutritifs

Les courbes d'évolution de l'azote ammoniacal et nitreux du T10, telles que représentées figure n°8, nous montrent que ces deux formes varient durant tout l'élevage dans une fourchette étroite (0 à 0,02 mg.l⁻¹ pour l'azote ammoniacal et 0 à 0,002 mg.l⁻¹ pour l'azote nitreux). Ces valeurs restent toujours inférieures aux limites tolérables définies par la F.A.O.. Malgré tout, dans les deux cas on peut observer deux périodes distinctes. La première qui couvre la première partie de l'élevage jusqu'à J₃₅ qui voit de faibles concentrations en azote ammoniacal et proportionnellement de fortes valeurs en ce qui concerne l'azote nitreux. A partir de J₃₅ et jusqu'à la fin de l'élevage, on observe une augmentation des concentrations en N-NH_{3,4} et inversement une diminution de la forme N-NO₂. Ce changement peut aisément être corrélé avec le début de distribution de l'aliment commercial sous forme de farine, riche en azote. On peut considérer que vue l'augmentation d'apport azoté dans le bassin, un pourcentage plus fort d'azote ammoniacal persiste en sortie de bassin.

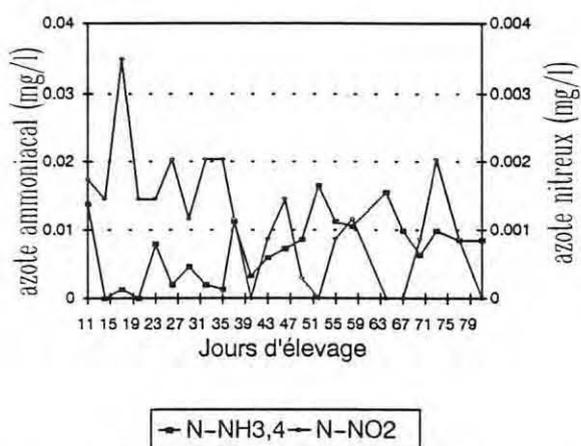


Figure 8 : Evolution de l'azote ammoniacal et nitreux dans le bassin T10

On peut estimer que, vu leurs niveaux de variations et les concentrations relevés, les paramètres biotiques (ceux qui ont été suivis) n'ont pas eu d'influence négative sur les résultats d'élevage.

IV.1.1.4 Phytoplancton

La courbe d'évolution de la chlorophylle tracée pour le bassin T10 (figure n°9) nous montre une augmentation jusqu'à J₈. Ces fortes concentrations, avant J₈, permettent de mettre en évidence l'existence d'un bloom phytoplanctonique. Celui-ci nous permet d'expliquer d'une part l'existence du pH élevé au moment de l'incubation (cf § IV.1.1.1) et d'autre part les forts du taux de saturation d'oxygène observés au cours de cette même période.

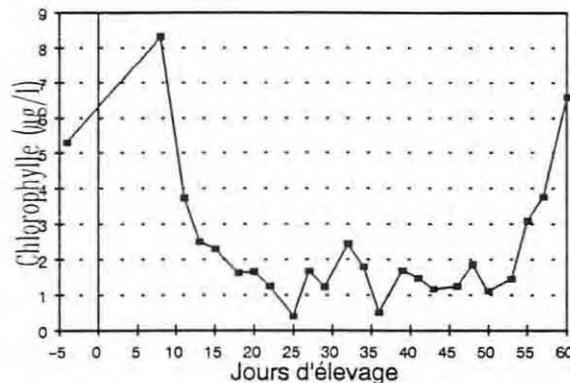


Figure 9 : Concentrations en chlorophylle dans le bassin T10

Par la suite, une chute rapide et significative est observée. Elle va faire évoluer les concentrations à des niveaux faibles, entre 0,5 et 2 $\mu\text{g.l}^{-1}$. Le fait que les concentrations en chlorophylle soient réduites, donc que les populations phytoplanctoniques restent peu denses, peut s'expliquer par plusieurs facteurs dont les effets peuvent se cumuler. En premier lieu, une prolifération de macrophytes dans les bassins a été observée. Etant elles-mêmes consommatrices de sels nutritifs, elles rentrent en compétition trophique avec le phytoplancton, et ont donc pu empêcher le développement de ce dernier. Simultanément, le développement du phytoplancton a pu être contrôlé par le "broutage" du zooplancton lors de son développement. Enfin il est probable que le lessivage réalisé à partir de J₂₈ a favorisé le maintien de la population phytoplanctonique à un niveau bas.

Une nouvelle augmentation aura lieu à partir de J₅₄, le zooplancton ayant été lui-même "lessivé", le phytoplancton redémarre, sans subir de "prédation".

IV.1.1.6 Zooplancton

La représentation, par la figure n°10, de l'évolution des populations planctoniques totales nous montre une évolution différente dans les trois bassins. Malgré tout, le nombre de proies par litre reste toujours supérieur à la limite de 50, considérée comme suffisante pour subvenir aux besoins des larves.

Mais une étude plus détaillée des différentes catégories de tailles de zooplancton montre que la part la plus importante est apportée par la catégorie comprise entre 50 et 125 μm . Ceci pourrait avoir été un handicap pour les larves qui ont subi un déficit en grosses proies, notamment juste avant le sevrage.

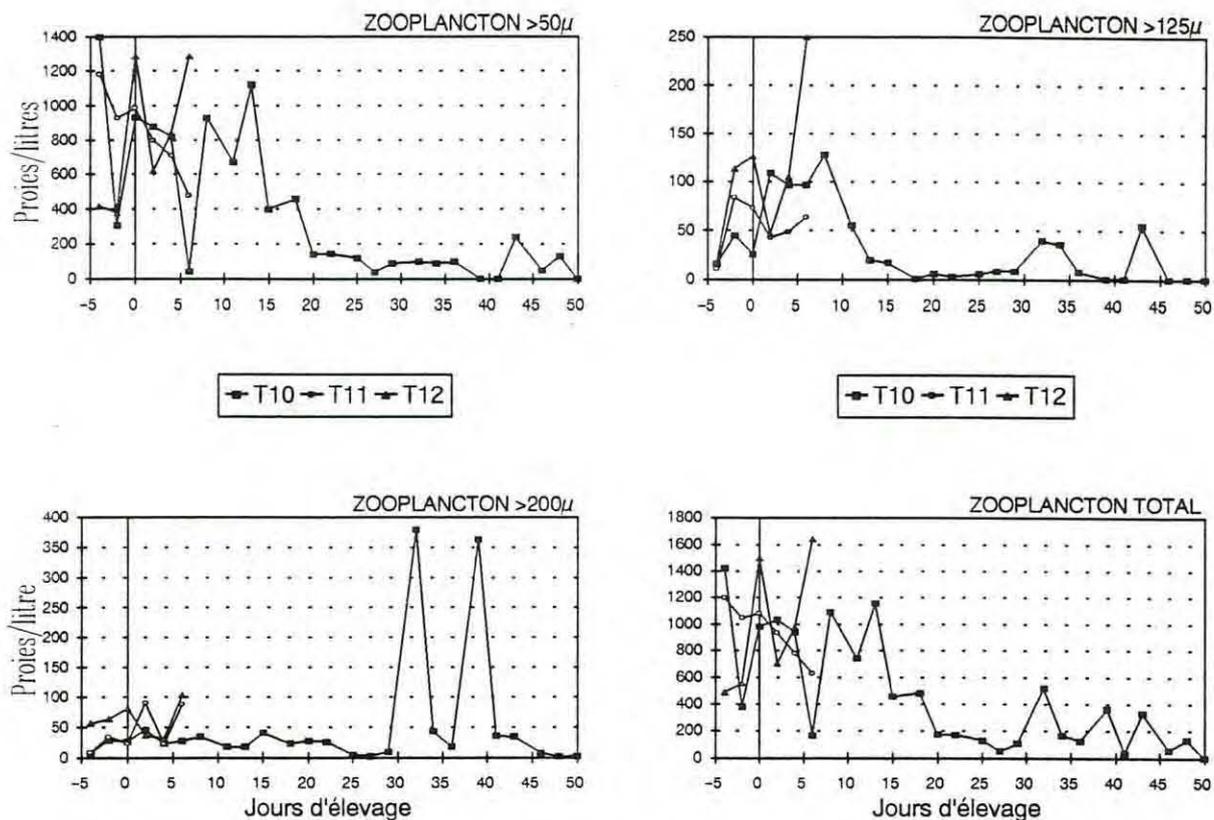


Figure 10 : Evolution des populations zooplanctoniques dans les bassins T10, T11, T12

L'analyse qualitative (annexe 2) des populations planctoniques montre une dominance des larves de gastéropodes pour la taille 200 μm laissant place par la suite à une population de copépodes. Dans la taille entre 125 et 200 μm , il y a prédominance de nauplii de copépodes. Pour la portion entre 50 et 125 μm il n'existe pas de dominance mais une cohabitation entre plusieurs populations différentes : larves de cirripèdes, larves de polychètes, véligères de lamellibranches, cladocères et larves de gastéropodes. Cette analyse est globalement valable pour les trois bassins.

A la suite de ces observations, un début de réponse peut être avancé en ce qui concerne l'hypothèse expliquant la faible concentration en chlorophylle. Le zooplancton qui s'est développé dans les trois bassins jusqu'à J₁₀₋₁₂, a sûrement été la cause du non-développement du phytoplancton. La disparition du zooplancton par la suite n'a pas permis un redémarrage du phytoplancton qui avait déjà été supplanté par les macrophytes qui ont eu un développement rapide.

IV.1.2 Incubation des oeufs

Les oeufs utilisés pour l'expérience proviennent de deux pontes différentes, l'une du dimanche 15 mai et l'autre du lundi 16 mai. A l'arrivée sur le site expérimental, un comptage est effectué pour connaître le nombre d'oeufs viables. L'estimation de la viabilité des oeufs est faite par comptage visuel ; les oeufs viables sont translucides et

les oeufs morts sont opaques. Le nombre "théorique" obtenu est de 1 530 000 d'oeufs viables.

Une fois cette étape réalisée, les oeufs sont mis à incuber dans les bacs cylindro-coniques contenant de l'eau de mer à 18°C (l'eau de forage était à 14°C), à une salinité de 31,8‰ et à un pH de 8,2. Les deux pontes sont regroupées en un seul lot, puis réparties dans les deux unités d'incubation.

Cette première phase se poursuit jusqu'à 100 % d'éclosion qui ont lieu 3 jours après l'arrivée des oeufs. Cette date correspond à J₀ du calendrier d'élevage.

IV.1.3 Transfert des larves

Le comptage effectué le jour du transfert des larves, J1, permet d'estimer les taux d'éclosion reportés dans le tableau n°2.

Tableau 2 : Taux d'éclosion le jour du transfert

	Incubateur 1	Incubateur 2	Total
nombre d'oeufs mis dans les incubateurs	765487	765487	1530974
nombre de larves à l'éclosion	522450	251716	774166
taux d'éclosion (%)	68,3	32,9	50,6

Suite à ces estimations, le transfert est effectué de façon à répartir, le plus équitablement possible, les larves dans chaque bassin. Le nombre théorique de larves transférées dans chaque structure intermédiaire est de 258 055.

Si nous ne considérons que le taux global d'éclosion de 50,6%, nous pourrions supposer une qualité de ponte médiocre. Mais, il existe une différence importante entre les taux d'éclosion des deux bacs d'incubation. Ainsi nous notons un taux d'éclosion acceptable, en regard des normes zootechniques établies, pour le bac 1. Il est très en dessous de la moyenne, en ce qui concerne le bac 2. Le taux d'éclosion de 68.3% permet de ne pas mettre en cause la qualité de la ponte Il est donc vraisemblable d'envisager des différences de conditions d'incubation dans les deux bacs. Cet effet bac peut être lié à :

- un bullage différent,
- un renouvellement d'eau différent dû à un colmatage du tamis ou à des débits d'eau non identiques entre les deux bacs,
- une mauvaise répartition des oeufs dans les incubateurs.

IV.1.4 Lâcher des larves

A J₆, le jour du lâcher des larves, une mortalité totale a été observée dans le bassin T11. Les larves du bassin T10 venant d'être transférées, aucun prélèvement de larves n'a été réalisé. Il a pu être réalisé sur les larves dans la cage du bassin T12 qui ont ensuite été observées à la loupe binoculaire. Cet examen a révélé que les larves

étaient parasitées par *Acanthostomum imbutiforme* (Trématode digène)¹. Le parasitisme étant important, le lâcher a été reporté au lendemain, afin de pouvoir suivre l'évolution des larves. A J₇, une mortalité totale a été observée dans ce bassin, lors de l'examen précédant le lâcher. Ces mortalités totales survenues dans les bassins T11 et T12 ont été mises sur le compte du parasitisme. Il faut toutefois noter que, dans le T10, le parasitisme a pu être mis en évidence à l'occasion d'un prélèvement ultérieur, mais qu'il n'a pas entraîné une mortalité exceptionnelle.

Une observation des trois bassins utilisés indique la présence en quantité importante d'hydrobies (premier hôte intermédiaire du parasite), notamment dans les bassins T11 et T12. Cette différence de densité entre les bassins pourrait expliquer un parasitisme moins virulent dans le bassin T10, d'où une mortalité plus faible que dans les autres bassins.

Lors du lâcher des larves dans le T10, une estimation de la survie a été réalisée, donnant un chiffre de 210 256 larves soit un taux de survie de 81,6%.

Etant donnée la mortalité totale observée, dans deux bassins, au cours de la phase en structure intermédiaire, nous ne tiendrons compte que du bassin T10 pour le calcul des survies par rapport au nombre initial mis en élevage, c'est à dire que nos calculs seront basés sur un tiers de 1 530 974 soit 510 325 oeufs. Cette méthode de calcul se justifie par le fait que les mortalités observées ne sont pas dues aux techniques d'élevage. Les conclusions ne sont en rien modifiées, mais cette présentation permet un meilleur éclairage de la discussion.

IV.1.5 Sevrage

Un prélèvement effectué à J₂₈ nous donne une taille moyenne des larves de 17,77 mm et un poids moyen de 0,011 g. Suite à ces résultats, le sevrage a commencé et s'est déroulé sur huit jours, conformément au protocole établi. La progression de la ration alimentaire distribuée est représentée sur la figure n°11. Dès la première distribution, l'aliment est marqué au colorant afin de suivre l'ingestion par les larves. Au premier jour du sevrage, le taux de renouvellement d'eau du bassin est très fortement augmenté afin de procéder au lessivage du zooplancton. Mais du fait de la tendance à l'augmentation des concentrations en zooplancton (cf. figure n°10, § IV.1.1.6), deux hypothèses ont émergé :

- l'eau de renouvellement est plus concentrée en zooplancton,
- l'arrêt de la prédation par les juvéniles de bar permet au zooplancton de se multiplier.

L'étude du contenu stomacal des juvéniles aurait pu permettre de répondre à cette question, mais les opérations de pêche réalisées durant la période de sevrage n'ont permis la capture d'aucun juvénile, comme le montre la figure n°12.

¹*Acanthostomum imbutiforme* est un parasite qui a besoin de trois hôtes pour avoir un cycle de reproduction complet : le premier hôte intermédiaire est l'hydrobie, le second une larve de poisson (bar, gobie) dans laquelle il s'enkyste et enfin l'hôte définitif est un adulte de poisson infesté par ingestion d'une larve.

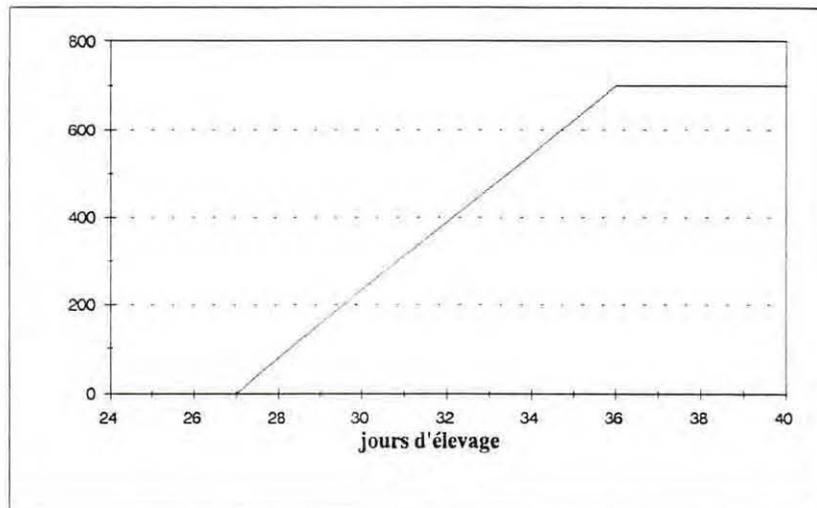


Figure 11 : Quantités d'aliment distribué par jour

Ceci a donc rendu l'étude de l'ingestion du granulé impossible. Seule la pêche à J₄₆ a permis de réaliser un prélèvement. 95% d'estomacs fluorescents ont pu être comptabilisés, ce qui indique que toutes les larves acceptent le granulé distribué, à ce moment-là.

Le suivi de la croissance des juvéniles, montre un ralentissement de celle-ci pendant la période de sevrage, ce qui est contraire aux observations qui avaient pu être réalisées lors d'essais antérieurs.

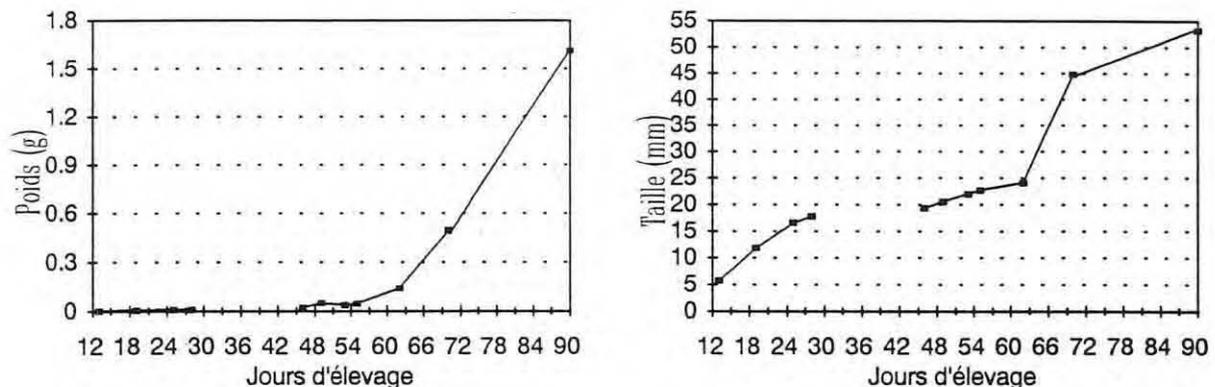


Figure 12 : Croissance des juvéniles dans le bassin T10

On peut noter, sur la courbe de la figure n°12, représentant l'évolution des tailles des juvéniles, l'accident à J₇₀. Cet accident doit être imputé à la méthode de pêche. On peut supposer que l'échantillon capturé n'est pas représentatif de l'ensemble de la population. Ainsi le lot pêché présente des caractéristiques supérieures à l'ensemble de la population. Cet accident peut être également imputé à la méthode de mesure, puisque'il n'apparaît pas pour le suivi des poids moyens réalisés à partir du même échantillon.

IV.1.6 Pêche finale

La pêche finale du bassin T10 a été rendue difficile par la présence massive d'une phanérogame aquatique (*Ruppia sp.*) et par l'existence de différentes zones d'où l'eau

s'évacuait difficilement. Ainsi deux jours ont été nécessaires à la réalisation de la pêche. Pour chaque pêche, à J₈₉ et J₉₀, un échantillonnage a été effectué. Le premier de 336 pour 2726 larves pêchées et le deuxième de 243 pour 4930 larves pêchées : soit un total de 7656 larves pêchées et 579 échantillonnées. Le premier échantillon est plus important que le deuxième pour un résultat de pêche plus réduit. Donc lors de l'étude sur la population totale, l'échantillon 1 avait, proportionnellement, plus de poids que l'échantillon 2. Dans le but d'éliminer cette influence artificielle du premier, une correction a été apportée aux poids et tailles moyens calculés à partir des deux échantillonnages, par affectation d'un coefficient correspondant au pourcentage que représente chaque lot vis-à-vis de la population totale.

Suite à ces corrections, des statistiques sont établies pour l'ensemble de la population (cf tableau n°3). De plus les histogrammes de distribution de fréquence de taille et de poids sont réalisés (cf. annexe 3).

Tableau 3 : Statistiques de l'échantillon

	Taille (mm)	Poids (g.)
Moyenne	53,31	1,61
Minimum	17	0,09
Maximum	89	6,58
Etendue	72	6,49

L'étendue pour la taille nous montre une hétérogénéité de celle-ci. La même constatation peut être faite pour le poids. De plus, une étude de la distribution de la taille et du poids est réalisée à partir du test de Kolmogorov-Smirnov à un échantillon (tableau n°4).

Tableau 4 : Test de Kolmogorov-Smirnov à un échantillon

	Taille	Poids
DN globale estimée	0,0733739 mm	0,108551 g
niveau de signification	0,00392176	0,00000237

Les niveaux de signification étant inférieurs à 0,05 indiquent que les distributions de la taille et du poids ne suivent pas une loi normale.

De plus, le nombre de larves pêchées nous permet de calculer les taux de survie entre les différentes étapes (cf tableau n°5).

Tableau 5 : Taux de survie depuis l'oeuf et le lâcher jusqu'à la pêche finale

Taux de survie depuis l'oeuf	1,5%
Taux de survie depuis le lâcher	3,64%

Ainsi de faibles taux de survie sont obtenus depuis le lâcher et l'éclosion. Une étude des paramètres physico-chimiques depuis le lâcher montre qu'ils sont restés dans les normes définies pour l'élevage larvaire. Une remarque peut être faite quant au pH qui dépasse le seuil critique aux environs de J₂₁. Mais à cette date, il semble peu probable qu'il ait eu une influence sur la survie. L'étude du zooplancton montre une quantité insuffisante pour les fractions supérieures à 200 µm et entre 200 et 125 µm. Par contre la fraction entre 125 et 50 µm est toujours supérieure à 50 proies par litre. Mais cette fraction est attractive pour les larves, uniquement lors de la première prise alimentaire et dans les quelques jours qui la suivent ; la taille des proies chassées augmentant corrélativement à celle des larves.

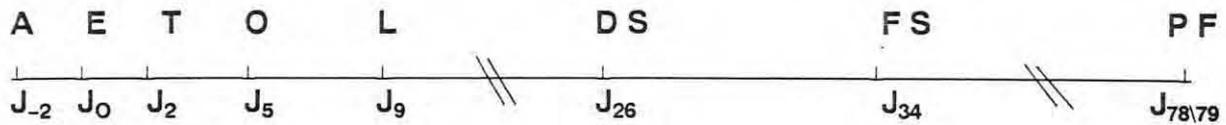
Les différentes causes pouvant expliquer la mortalité du T10 sont multiples. et peuvent être dues à :

- la faible quantité de nourriture,
- le stress lié au parasitisme,
- le stress dû à la séquence alimentaire du sevrage.

Enfin, le test de salinité effectué sur les larves du T10 donne 100% de juvéniles avec des vessies gazeuses correctement formées. Mais ceci, ne nous donne pas d'indication supplémentaires dans la mesure où ce chiffre peut être dû, soit à l'élimination, à un stade quelconque de l'élevage, des larves malformées, soit à une bonne qualité initiale de la ponte. En tout état de cause, cela confirme la possibilité d'obtenir, par cette technique, des juvéniles de bonne qualité.

IV.2 Deuxième expérience :

Le calendrier de la deuxième expérience est le suivant :



- A : arrivée des oeufs,
- E : éclosion (8/6),
- T : transfert,
- O : ouverture de la bouche (13/6),
- L : lâcher,
- D S : début du sevrage (4/7),
- F S : fin du sevrage (12/7),
- P F : pêche finale (23/8–24/8).

IV.2.1 Suivi des bassins

Les deux bassins utilisés (T7 et T8) ont subi une préparation différente par rapport au protocole prévu. Le T7 a été mis en eau début mai afin de pouvoir accueillir des juvéniles de soles, dans une cage aménagée dans le bassin. Tandis que la mise en eau du T8 a eu lieu le 6 juin, c'est-à-dire le jour de l'arrivée des oeufs. Afin de démarrer rapidement un bloom dans ce bassin, le remplissage a été réalisé à partir de l'eau du T7. Ce qui a permis d'avoir, à J₀, des conditions similaires dans les deux bassins, comme le montrent les figures 13 à 19 suivantes.

Le suivi des bassins a commencé quelques jours avant l'éclosion pour le T7 et le jour de l'éclosion pour le T8.

IV.2.1.1 pH

L'observation des courbes représentant l'évolution du pH (figure n°13) montre une évolution similaire pour les deux bassins.

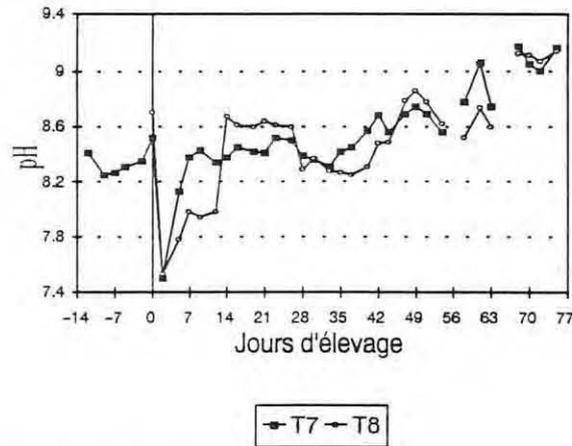


Figure 13 : Evolution du pH dans les bassins T7 et T8

A J_0 , le pH étant supérieur (pour le T8) ou égal (pour le T7) au pH critique, une acidification a été réalisée dans les deux bassins par un ajout de 30 litres d'acide chlorhydrique faisant ainsi chuter le pH à 7,5. A la suite d'une nouvelle augmentation du pH, plus importante dans le T7 que dans le T8, une deuxième acidification a été réalisée par ajout de 11 litres d'acide, à J_6 . Ceci a permis de garder le pH à des valeurs inférieures au pH critique. Il est noté des valeurs plus importantes dans le T8 à partir de J_{14} et ce jusqu'à J_{26} , dues à la mise en eau tardive du bassin, mais à ce moment-là, le pH n'est plus un facteur limitant pour l'élevage larvaire.

IV.2.1.2 Oxygène

Les deux bassins présentent une évolution similaire de l'oxygène (cf figure n°14). Celui-ci a un taux de saturation qui varie en général entre 70 et 100% durant tout l'élevage. On voit qu'après le lessivage du bassin à partir de J_{28} , entraînant une disparition du phytoplancton, celui-ci réapparaît, sa présence étant mise en évidence par les fortes teneurs en oxygène observées à partir de J_{43} .

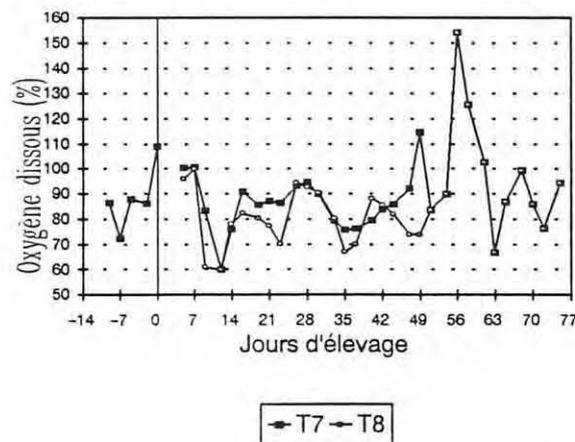


Figure 14 : Evolution de la saturation en oxygène pour les bassins T7 et T8

IV.2.1.3 Température

L'évolution des températures est identique pour le T7 et le T8 avec une augmentation régulière durant la période d'étude (cf figure n°15). Il est à noter que le lessivage, débuté vers J₂₆, a permis de réchauffer l'eau des bassins refroidie du simple fait des conditions météorologiques. Il faut noter, également, que les conditions thermiques sont optimales tout au long de l'élevage et surtout pendant la phase d'incubation.

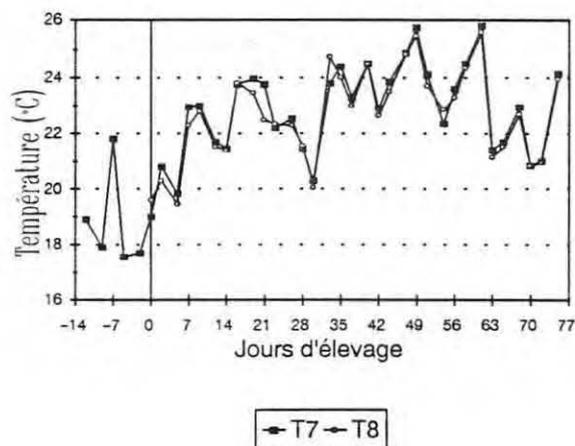


Figure 15 : Variation de la température dans les bassins T7 et T8

IV.2.1.4 Sels nutritifs

L'analyse des courbes d'évolution de l'azote ammoniacal et nitreux (figures n°16 et 17) permet de mettre en évidence une augmentation régulière au cours de la période d'élevage des concentrations en azote ammoniacal. Cette augmentation est surtout marquée, à partir de J₂₀, un petit peu avant le début du sevrage. L'apport important en substances azotées, que représentent les granulés, pourrait ne pas expliquer à lui seul ce phénomène, puisqu'il ne débute qu'à partir de J₃₄. En fait l'augmentation observée à partir de J₂₀ est stoppée par le lessivage à J₂₆ ; l'augmentation en azote ammoniacal reprenant dès la distribution de l'aliment granulé à partir de J₃₄, on peut donc considérer que celui-ci favorise l'accumulation en azote ammoniacal. La faible quantité en azote nitreux, quant à elle, peut être expliquée par la présence d'un bloom phytoplanctonique important qui utilise très rapidement ces composés azotés. Mais de la même façon on observe une augmentation à partir de J₃₄ liée à la distribution d'aliment.

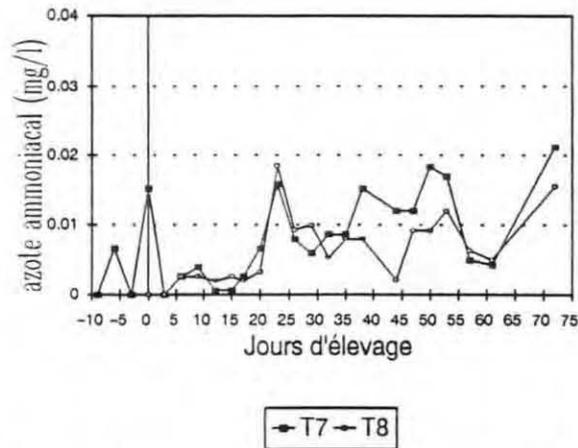


Figure 16 : Evolution de l'azote ammoniacal dans les bassins T7 et T8

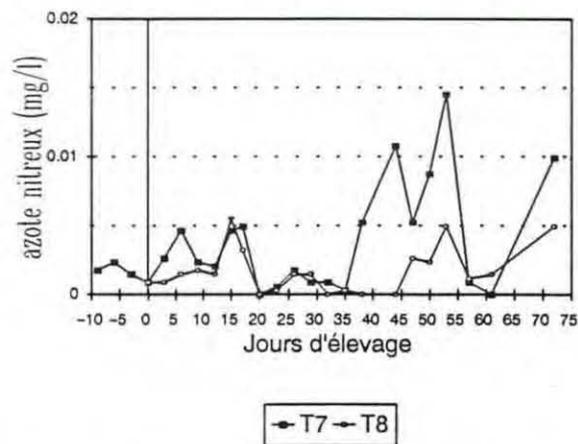


Figure 17 : Evolution de l'azote nitreux dans les bassins T7 et T8

Malgré tout, dans les deux cas, les valeurs sont très faibles et inférieures à $0,1 \text{ mg.l}^{-1}$, limite définie par la F.A.O., et restent à des concentrations inférieures à $0,015 \text{ mg.l}^{-1}$ pour l'azote nitreux.

IV.2.1.5 Phytoplancton

Comme pour la première expérience, les mesures de concentration en chlorophylle permettent d'avoir une estimation de l'évolution du phytoplancton (figure n°18). Si on compare avec les valeurs obtenues au cours du premier essai, on voit que les concentrations en chlorophylle sont nettement plus importantes dans cette deuxième expérience et ceci pour les deux bassins. Dans le premier cas, les concentrations en chlorophylle, déjà faibles, avaient subi une chute à partir de J₁₅, or dans ce deuxième essai, les concentrations restent élevées, jusqu'au lessivage réalisé au moment du sevrage à J₂₆.

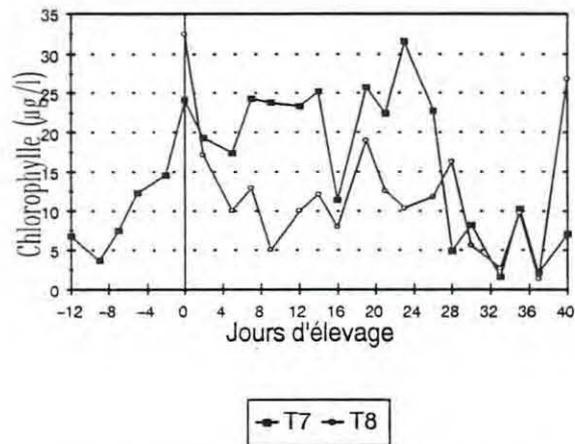


Figure 18 : Evolution de la chlorophylle dans les bassins T7 et T8

La concentration en chlorophylle évolue différemment dans les deux bassins. Cette différence pourrait être due, on l'a vu dans le cas de la première expérience, à une compétition avec des macrophytes, ou à l'action du zooplancton. Or durant tout l'élevage et contrairement au premier essai, aucun développement de macrophytes n'a été observé. De la même manière l'observation des courbes d'évolution du zooplancton (figure n°19) ne semble pas pouvoir expliquer une différence d'action de celui-ci en fonction du bassin. En effet, les concentrations en zooplancton dans le T7 et le T8, hormis quelques pics ponctuels, restent inférieures à ce qui avait été observé pour le bassin T10. En fait l'explication doit être cherchée dans la différence de préparation des bassins et notamment dans la durée de mise en eau avant l'arrivée des oeufs et la durée de l'assec hivernal. Ces deux facteurs influent sur la disponibilité plus ou moins immédiate des sels nutritifs piégés dans le sédiment pour le développement du phytoplancton (cf. § III.1).

IV.2.1.6 Zooplancton

Une évolution différente du zooplancton entre T7 et T8 est mise en évidence par l'étude de la figure n°19. En fait, les valeurs observées ne sont pas le reflet de la productivité du marais. En effet, des apports ont été effectués à raison de deux fois par jour pendant sept jours, de J₆ à J₁₂. Malgré tout, jusqu'à J₆ et même dans le T8, les densités en proies étaient suffisantes pour satisfaire aux besoins des larves. Nous pouvons remarquer aussi que le nombre de proies par litre est toujours supérieur à 50, essentiellement grâce à la classe de taille comprise entre 50 et 125 µm. Mais les tailles supérieures sont déficitaires ce qui peut être préjudiciable pour les larves qui recherchent des proies de plus en plus grosses au fur et à mesure de leur croissance. En fait on observe, à partir de J₁₂, un accroissement de la densité des proies de tailles plus grosses, comprises entre 125 et 200 µ et celles supérieures à 200 µ, mais il ne dure que très peu de temps puisqu'il a disparu avant le lessivage du sevrage.

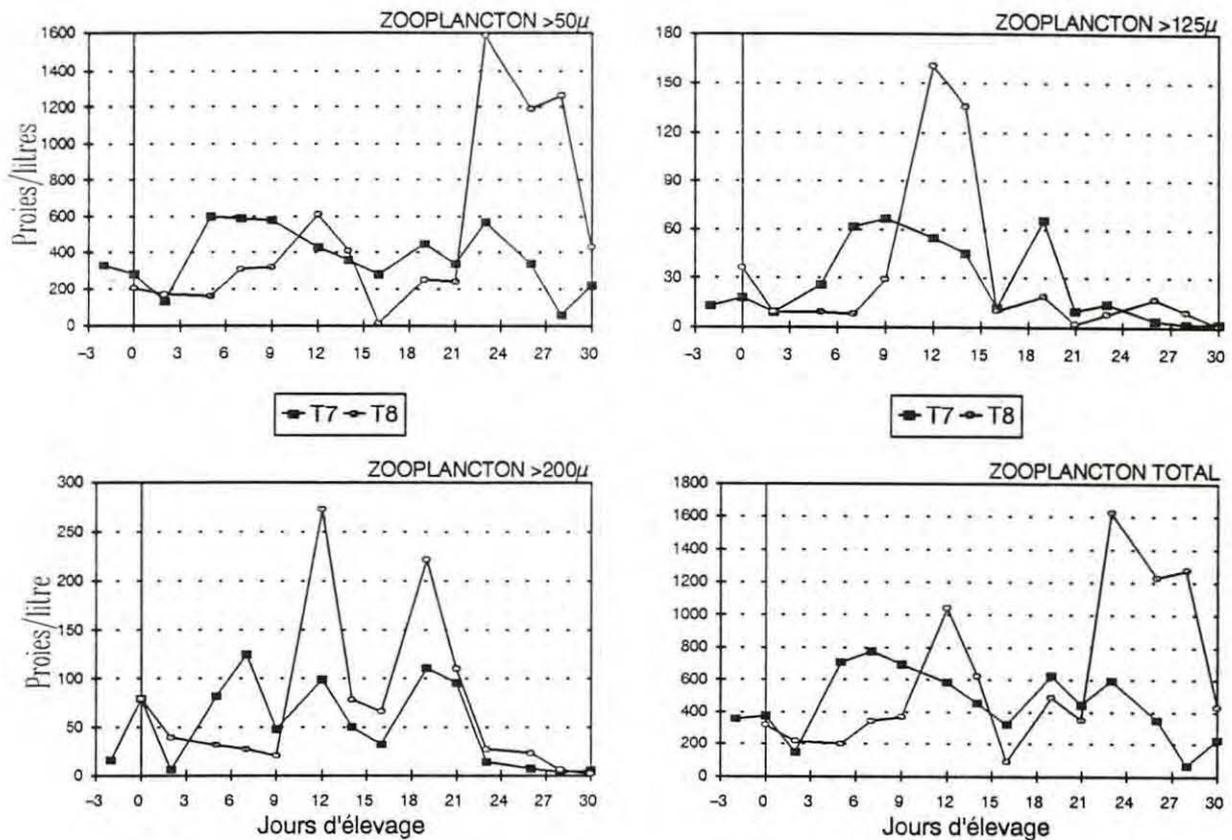


Figure 19 : Evolution des populations zooplanctoniques des bassins T7 et T8

L'étude des différentes tailles de zooplancton (annexe 2) montre, dans le T7, une évolution irrégulière pour les populations zooplanctoniques supérieures à 200 μm , composées essentiellement de copépodes. Pour la taille comprise entre 200 et 125 μm , le nombre de proies par litre est faible, cette fraction est composée par des amphipodes, des larves de polychètes. Les populations de taille comprises entre 125 et 50 μm sont composées d'amphipodes, de végigères de lamellibranches et de cladocères. Les mêmes constatations peuvent être faites pour le T8.

IV.2.2 Incubation des oeufs

Les oeufs ont la même origine que ceux de la première expérience. Le comptage effectué à l'arrivée sur le lieu d'expérimentation, le 6 juin, donne un nombre théorique d'oeufs viables de 714 103.

Après comptage, les oeufs sont répartis dans deux bacs cylindro-coniques de la même manière que celle décrite pour la première expérience et conformément au protocole. L'eau des bacs lors de la mise en incubation est à 18°C, à une salinité de 32‰ et à un pH de 8,3. L'éclosion de la totalité des oeufs vivants a lieu deux jours plus tard, ce qui fait correspondre le J_0 du calendrier de l'élevage au 8 juin.

IV.2.3 Transfert des larves

Le jour (J_2) du transfert des larves vers les structures extérieures, un nouveau comptage est effectué et donne les résultats suivants :

Tableau 6 : Taux d'éclosion le jour du transfert

	Incubateur 1	Incubateur 2	Total
Nbre théorique en incubation	357 051	357 052	714 103
Nbre de larves à l'éclosion	250 776	219 429	470 205
Taux d'éclosion	70,2%	61,5%	65,8%

Nous pouvons noter un taux d'éclosion différent entre les deux bacs. Il est, en effet, plus élevé dans le bac 1 que dans le bac 2. Ceci pourrait donc confirmer l'hypothèse de l'existence d'un effet bac, dont les premiers indices sont apparus lors de la première expérience, bien que la différence soit moins importante cette fois-ci. En tout état de cause, le taux d'éclosion obtenu (65,8 %) laisse supposer une ponte de qualité correcte.

Le transfert des larves des bacs cylindro-coniques vers les structures intermédiaires est réalisé de façon à répartir équitablement les larves dans les cages. Le nombre théorique transféré, dans chacune d'elles, est de 235 102 larves.

Durant cette phase en structures intermédiaires, des prélèvements effectués tous les jours ont permis de situer la fin de la phase vitelline, c'est à dire l'ouverture de la bouche, à J_5 ; de façon synchrone pour les deux bassins.

IV.2.4 Lâcher des larves

Durant la période en structures intermédiaires, a lieu la première prise alimentaire. Cette dernière s'est passée difficilement puisque l'ouverture de la bouche a été constatée à J_5 et que les 100% de larves ayant ingéré une proie, n'ont été observés qu'à J_9 . Date à laquelle, les larves sont donc lâchées.

Lors du lâcher, un comptage est réalisé dans les cages ce qui permet de calculer le taux de survie (Tableau 7).

Tableau 7 : Taux de survie pour la phase en structures intermédiaires

	T7	T8
Nombre de larves transférées dans les cages	235 102	235 102
Nombre estimé de larves au moment du lâcher	44 769	40 154
Taux de survie	19%	17,1%

Une analyse doit être menée afin d'expliquer ces taux de survie médiocres. L'observation des paramètres physico-chimiques a montré que ceux-ci sont restés dans les limites tolérables pour les larves, il est donc justifié de dire qu'ils n'ont pas eu d'influence sur le taux de mortalité observé.

L'observation du zooplancton montre une quantité insuffisante puisque durant l'étape en structures intermédiaires la densité des larves est de 117 par litre pour un nombre

de proies maximales à J₇ de 777.l⁻¹ dans le T7 et de 345.l⁻¹ dans le T8, l'apport de zooplancton exogène ne pouvant compenser ce déficit. Ce manque de nourriture peut alors justifier cette forte mortalité. A partir de l'ouverture de la bouche, un suivi de la première prise alimentaire a été réalisé. Les prélèvements et les observations des larves nous indiquent qu'à J₇, 50% des estomacs contiennent des proies, dans les deux bassins. A J₈, ce chiffre passe à 70% dans le T7 et 33% dans le T8. 100% des larves ont ingéré des proies à J₉. Cette première prise alimentaire difficile peut être expliquée par la mauvaise disponibilité en proies.

Mais une deuxième cause de mortalité doit être considérée. Lors du lâcher, nous avons constaté qu'un nombre important de larves était collé contre la paroi intérieure de la structure intermédiaire. Ceci a pu être occasionné par un mouvement important à la surface de l'eau, conséquence d'un bullage élevé ou d'un fort clapot à la surface du bassin dû à un vent violent.

IV.2.5 Sevrage

Des prélèvements réguliers ont été effectués afin de suivre la croissance des larves et la façon dont se fait le passage sur aliment inerte. Ils ont été réalisés à l'aide d'un filet à plancton tout d'abord, puis avec le piège lumineux par la suite. Ce changement de technique d'échantillonnage peut induire un biais dans le suivi de la croissance des juvéniles.

Le sevrage a commencé à J₂₆ lorsque les juvéniles atteignaient une taille de 20,28 mm et un poids de 0,024 g dans le bassin T7 et dans le T8, une taille et un poids de 19,51 mm et 0,036 g, respectivement.

La séquence contenant les artémias congelées a été testée dans le bassin T7, les larves du T8 ont été sevrées à l'aide du zooplancton de pêche congelé. Le comptage du nombre d'artémias donne 22 300 nauplii par gramme, donc pour maintenir une densité de 50 proies par litre, 1 400 g devaient être distribués. La même estimation effectuée sur le zooplancton donne 14 550 proies par gramme ; une distribution de 2 200 g est nécessaire pour obtenir la même densité qu'avec les artémias. Les quantités distribuées durant le sevrage sont représentées par les figures 18 et 19.

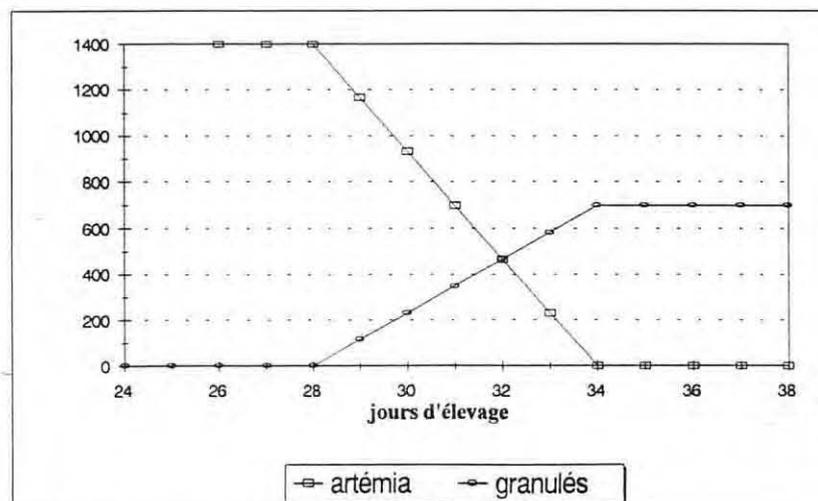


Figure 20 : Quantités d'aliments distribués par jour, pour la séquence avec artémia

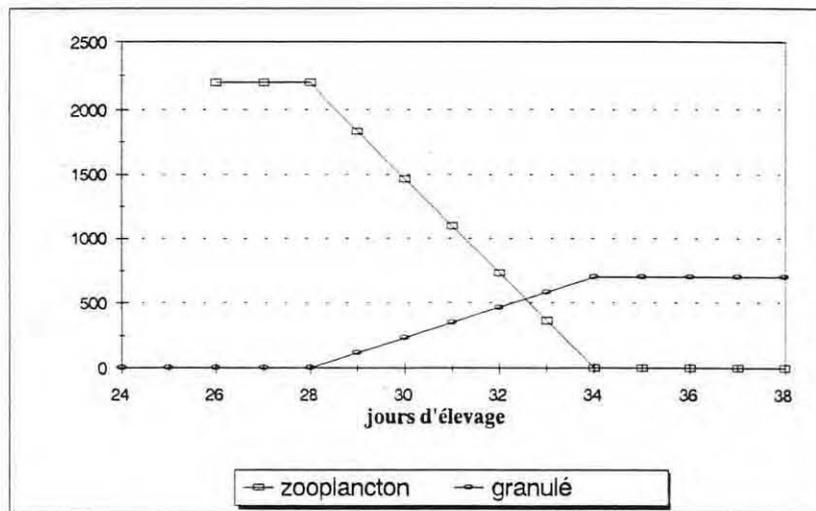


Figure 21 : Quantités d'aliments distribués par jour, pour la séquence avec zooplancton congelé

Le système de distribution au goutte à goutte installé a permis une bonne distribution des artémias. Par contre, il s'est avéré inadapté pour le zooplancton. Celui-ci, de consistance plus pâteuse que les artémias, colmatait et se déversait donc difficilement dans le bassin. Pour cette raison, les orifices ont été agrandis à 10 mm. Cette modification a été faite à J₂₇, c'est-à-dire le lendemain du début du sevrage.

Mais il est noté que rapidement, dès J₂₇-J₂₈, les larves ont pris l'habitude de venir se nourrir au niveau des pontons. Ainsi, il était aisé de les voir s'alimenter, ce qui nous permet de dire que les problèmes de colmatage liés à la consistance du zooplancton congelé n'ont pas eu d'influence sur le comportement des larves.

A J₃₂, soit trois jours après la première distribution de granulé, le marqueur a été rajouté à la ration alimentaire et une capture avec le piège lumineux a été réalisé le soir même. L'observation des juvéniles sous lampe U.V. donne un taux de fluorescence de 84% pour le T7 et de 36% pour le T8. La distribution de granulé s'arrêtant vers 21h30-22h et la capture n'ayant lieu qu'à 24^h, le faible taux de fluorescence peut être dû au fait que la digestion est déjà terminée. Lors du prélèvement suivant, la distribution a été effectuée jusqu'à 22h30 et la capture réalisée vers 23h-23h30, de la même façon qu'à J₃₄ et a donné un taux de 80% pour le T7 et 78% pour le T8. Donc, malgré une différence réduite en fin de sevrage, il semble que le passage sur aliment inerte ait été un peu plus difficile pour les juvéniles du T8. Malgré tout, ces résultats permettent de dire que le sevrage s'est passé dans de bonnes conditions.

La croissance, en taille et en poids, des juvéniles est représentée sur les figures n°22 et n°23.

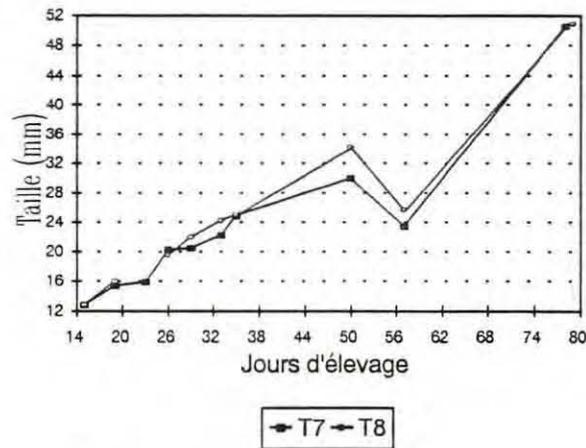


Figure 22 : Croissance, en taille, des juvéniles

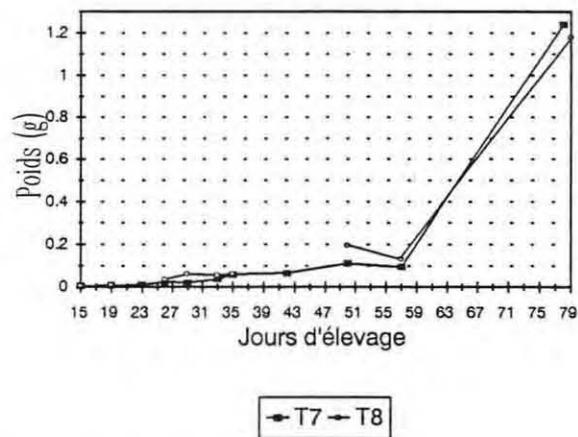


Figure 23 : Croissance, en poids, des juvéniles

Le prélèvement à J_{42} montre une chute de la croissance de la taille du T7. En fait, les larves capturées correspondraient à des larves mal sevrées, nous avons alors échantillonné une sous-population, non représentative de la population totale. Il est à noter que pendant le même temps, aucun juvénile n'a été capturé par le piège lumineux, installé dans le bassin T8, ceci pouvant signifier qu'une mortalité importante a eu lieu à cette période, qui est plus clairement mise en évidence dans ce deuxième bassin. Pour les points suivants, la durée de l'effort de pêche sera augmentée.

IV.2.6 Pêche finale

La pêche finale a eu lieu à J_{78} pour le bassin T7 et à J_{79} pour le T8. Elle s'est déroulée sans inconvénient. Le nombre de larves pêchées s'élève à 13 390 pour le T7 et à 6 015 pour le T8.

A partir de ces chiffres, les taux de survie entre les différentes étapes ont pu être calculés.

Tableau 8 : Taux de survie depuis l'oeuf et le lâcher jusqu'à la pêche finale

	T7	T8	Ensemble
Taux de survie depuis l'oeuf	incubation commune		2,70%
Taux de survie depuis le lâcher	29,9%	14,97%	22,85%

Nous pouvons remarquer que le taux de survie pour la période du lâcher à la pêche finale dans le T7 est le double de celui du T8. En étudiant les paramètres durant cette période, nous constatons une différence pour le pH, lequel passe au-dessus du seuil critique à partir de J₁₄ jusqu'à J₂₆ dans le T8, mais il semble peu probable qu'il ait eu une action, car la période de toxicité du pH vis-à-vis des larves est alors finie. Pour le zooplancton, nous avons des quantités plus importantes dans le T8 à partir du lâcher des larves qui intervient à J₉, jusqu'à la fin du sevrage, excepté durant la période de J₁₄ à J₂₁. Cette quantité supérieure de zooplancton dans le bassin T8 peut être due à une densité plus faible de larves dans le bassin.

Il est à noter que lors de tous les prélèvements effectués, le résultat de capture était moins bon dans le T8 que dans le T7. L'écart entre les deux pêches augmentant à partir de J₃₃, ce qui peut montrer l'existence de mortalité dans le T8 au moment du sevrage et par là même justifier la non capture de larves à J₄₂. Par conséquent, il semble que les paramètres physico-chimiques et biologiques ne soient pas à l'origine de la mortalité constatée, mais que celle-ci ait été induite par un stress lié au sevrage.

Lors du comptage des larves, un échantillonnage a été réalisé pour chaque bassin. Ainsi, 479 larves ont été échantillonnées dans le T7 et 247 dans le T8. A partir des mesures effectuées, des statistiques sont établies (Tableau 9).

Tableau 9 : Caractéristiques biométriques des échantillons des bassins T7 et T8

	T7		T8	
	Taille (mm)	Poids (g)	Taille (mm)	Poids (g)
Moyenne	50,59	1,24	50,95	1,18
Ecart-type	7,17	0,51	8,13	0,56
Erreur-standard	0,33	0,023	0,52	0,036
Minimum	29	0,18	34	0,32
Maximum	73	3,75	77	3,59
Etendue	44	3,57	43	3,27

A première vue, les deux lots semblent similaires, mais pour la taille, un écart-type de 7,17 est obtenu pour le T7, il est de 8,13 pour le T8, ce qui nous montre une population plus hétérogène dans le T8 que dans le T7. La même constatation est faite pour le poids. De plus, un test de Kolmogorov-Smirnov nous permet d'étudier et de comparer les distributions des deux populations (Tableau 10).

Tableau 10 : Résultats du test de Kolmogorov-Smirnov à un échantillon

	T7		T8	
	Taille	Poids	Taille	Poids
DN globale estimée	0,0717 (mm)	0,0769 (g)	0,0625 (mm)	0,0994 (g)
Niveau de signification	0,0143	0,0068	0,2888	0,0150

Ces tests nous indiquent que seule la taille du T8 suit une loi normale puisque le niveau de signification est supérieur à 0,05. Par conséquent, un test non paramétrique a été réalisé entre les échantillons du T7 et du T8.

Tableau 11 : Résultats du test non paramétrique de Kolmogorov-Smirnov à deux échantillons

Echantillon 1	Taille T7	Poids T7
Echantillon 2	Taille T8	Poids T8
DN estimée globale	0,1091 (mm)	0,1393 (g)
Niveau de signification	0,0411	0,0035

Le niveau de signification inférieur à 0,05 nous montre une différence de distribution entre les deux bassins, cette différence étant constatée également sur les histogrammes de fréquences de distribution (annexe 4).

De plus, l'absence de larves de petite taille, inférieures à 36 mm, dans l'échantillon du T8 peut s'expliquer par une mortalité sélective intervenue sur les juvéniles de plus petite taille (et/ou poids). On peut supposer que cette mortalité sélective aura touché les juvéniles n'ayant pas réussi leur sevrage et qui par la suite ne trouveront pas la nourriture adaptée à leurs besoins ou en quantité suffisante.

Enfin, le test de salinité réalisé indique que 18,8% des larves du T7 et que 20% du T8 ont une vessie gazeuse. Ce test, corrélé avec la première prise alimentaire étalée et difficile, permettrait d'émettre une réserve quant à la qualité de la ponte, si le taux d'éclosion n'avait pas été bon. En fait une cause environnementale doit être recherchée, telle que conditions climatiques extrêmes, manque de nourriture ou mauvaise qualité des proies.

IV.3 Comparaison des trois séquences alimentaires :

Les comparaisons qui peuvent être faites entre les trois séquences alimentaires testées doivent rester succinctes dans la mesure où deux essais ont été réalisés avec des pontes différentes et avec un décalage dans le temps d'où des conditions climatiques légèrement différentes. Tout d'abord, nous notons une différence entre le T10 et les deux autres bassins puisqu'un taux de survie plus important est observé dans le T10 dans la période de croissance en cages intermédiaires par rapport à la phase suivante (du lâcher à la pêche finale). Tandis que pour le T7 et le T8 le contraire est observé. Ceci confirme les conditions atypiques de la phase en structures intermédiaires concernant les bassins T7 et T8.

De plus, une conclusion est difficile à apporter sur la séquence 1, testée dans le bassin T10. La forte mortalité observée, doit être rapportée à un stress provoquée par le parasitisme et à un manque de zooplancton lié à la présence de macrophytes empêchant le développement d'un bloom phytoplanctonique.

Pour les deux autres bassins, T7 et T8, la faible survie entre l'éclosion et le lâcher peut être due soit à un problème mécanique tel que :

- bullage trop fort,
- clapot provoquant le collage des larves sur les parois,

soit à une première prise alimentaire difficile liée à un déficit en proies.

Entre le lâcher et la pêche finale nous observons un taux de survie deux fois plus important dans le T7 que dans le T8. Une étude des paramètres physico-chimiques et biologiques montre que ceux-ci sont les mêmes dans les deux bassins.

Pour ces deux séquences, une comparaison est effectuée avec l'expérience de 1993. Cette année-là, le taux de survie entre le lâcher et la pêche finale pour le bassin T1 (sevré avec la séquence comportant les artémias) a été de 8,07% alors qu'il a été de 4,16% pour le bassin T2 (sevré avec la séquence comportant le zooplancton de pêche congelé). Nous notons ainsi la même différence en 1994 entre les deux séquences puisque le taux de survie est de 29,9% pour le T7 (sevré avec la séquence comportant les artémias) et de 14,98% pour le T8 (sevré avec la séquence comportant le zooplancton congelé). Cette différence entre les taux de survie peut être expliquée par un apport nutritif constant permis par la culture des artémias, alors que la qualité nutritive du zooplancton naturel présente des variations liées à la composition de ce dernier. Par contre, les taux obtenus en 1994 sont meilleurs que ceux obtenus en 1993. Ces taux plus élevés peuvent s'expliquer par une durée de sevrage plus longue en 1994 (8 jours) qu'en 1993 (7 jours). Cette durée plus longue permet une adaptation plus lente des larves aux granulés, donc un stress moins important.

V CONCLUSIONS :

Les expérimentations sur le sevrage, menées à Aqualive en 1994, ont permis de confirmer les résultats obtenus en 1993, et même de les améliorer sous certains aspects. Maintenant, il est clair, que pour une production de juvéniles en marais extérieurs, il est souhaitable d'intercaler une phase intermédiaire lors du sevrage, puisque celle-ci permet de minimiser le stress engendré lors du passage à l'aliment inerte, par une adaptation plus aisée à ce dernier. Ce stress peut également être limité par une durée de sevrage rallongée à huit jours.

De plus, suite à ces résultats nous pouvons conclure que le zooplancton naturel est une bonne source d'alimentation pour la séquence intermédiaire puisque sous forme congelé il est bien accepté par les larves et permet d'utiliser au mieux la productivité du marais. Ceci peut être réalisé en se libérant des productions liées aux conditions météorologiques, puisque les stocks de zooplancton de pêche congelés peuvent être fait avant le début de l'élevage larvaire. Considérées au départ comme une source de remplacement du zooplancton, les artémias ont montré qu'on pouvait même envisager de les utiliser préférentiellement au zooplancton puisque leur culture, simple et rapide, permet un apport nutritionnel sûr et qualitativement constant.

Enfin, une étude otolithométrique devrait être envisagée. En effet, les otolithes qui sont des concrétions calcaires situées dans les capsules otiques permettent de suivre, de façon rétroactive, le développement des poissons. Ainsi, par ce système, il serait aisé de corréliser les périodes de développement ralenti avec les conditions d'élevage. Par exemple, dans le cas du T10, cette étude aurait indiqué l'existence ou non d'un stress engendré par le parasitisme. La même étude menée sur des larves du T7 et du T8 aurait pu être faite au moment de la première prise alimentaire et aurait pu mettre en évidence l'existence d'un stress.

Une remarque doit être faite quant au problème du parasitisme. Il serait intéressant de connaître les conditions qui président à son apparition (période, température de l'eau), ainsi que le temps de viabilité de la phase libre dans le milieu naturel. Une étude pourrait également être faite sur son premier hôte intermédiaire, afin de trouver les méthodes d'éradication de ce dernier.

VI REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES :

- Aminot A. et M. Chaussepied** (1983). Manuel des analyses chimiques en milieu marin. Centre National pour l'Exploitation des Océans. 395 p.
- Barnabé G.** (1984). Utilisation de plancton collecté pour l'élevage de masse de poissons marins. *In* : L'aquaculture du Bar et des Sparidés, INRA (Publ.), Paris, 185–207.
- Barnabé G.** (1986). L'élevage du loup et de la dorade. *In* : Aquaculture, vol. 2, 627–666.
- Batique O.** (1988). L'alimentation libre service et son usage en élevage intensif du loup *Dicentrarchus labrax*. Thèse de Doctorat, Spécialité : Biologie et Physiologie des Organismes et des Populations. Université des Sciences et Techniques du Languedoc. Montpellier. 265 p.
- Besson C.** (1984). Etude des paramètres physico-chimiques de bassins d'élevage larvaire. Thèse doctorat 3^{ième} cycle. Université des Sciences et Techniques du Languedoc. Montpellier.
- Blancheton J.P. et N. Karpoff** (1989). Compte-rendu d'essais effectués en 1988 : élevages larvaires intensifs en milieu naturels. Rapport interne IFREMER-MEREA. 8903158. 15 p.
- IFREMER, D.R.V.** (1991). Fiches descriptives d'élevage des principales espèces marines d'intérêt aquacole en France, 117–129.
- Duprat L.** (1991). Elevages larvaires semi intensifs en marais atlantiques : essais réalisés sur le bar *Dicentrarchus labrax* et la dorade royale *Sparus aurata* à la station Aqualive en 1991. Mémoire de fin d'études d'Ingénieur Agronome de l'E.N.S.A.T., Spécialisation en Ichtyologie Appliquée. 71 p.
- Floyd K. B., W. H. Courtenay et R. D. Hoyt** (1984). A new larval fish light trap : the quaterfoil trap. *Progress. Fish Cult.*, **46**, 216–219.
- Hayet F.** (1992). Influence de l'intensité du rayonnement solaire sur l'élevage larvaire semi intensif en bassins de terre de la dorade royale (*Sparus aurata*). Mémoire de maîtrise de Sciences et Techniques "Valorisation des Ressources naturelles", Université de Corse. 35 p.
- Hussenot J., O. Le Moine et F. Lagardère** (1991). L'élevage larvaire extensif de la daurade (*Sparus aurata*) en milieu naturel stimulé par fertilisation dans les marais salés de la côte atlantique, France. *ICES Marine Sciences Symposium*, **192**, 127–136.
- Iizawa M.** (1984). Corrélations entre la densité de proies et la quantité consommée par les larves du loup, *Dicentrarchus labrax* (L.). *In* : L'aquaculture du Bar et des Sparidés, INRA (Publ.), Paris, 161–173.
- Le Moine O., V. Buchet, R. Fouasson et H. Palvadeau** (1990). Elevage semi-intensif de poissons en marais maritimes pour le bar (*Dicentrarchus labrax*) et dorade

(*Sparus aurata*). Résultats obtenus à Aqualive en 1988 et 1989. RIDRV-90.041-RA/NO. 71 p.

Ronzani Cerqueira V. (1986). L'élevage larvaire intensif du loup, *Dicentrarchus labrax* : influence de la lumière, de la densité de proies et de la température sur l'alimentation, sur le transit digestif et sur les performances zootechniques. Thèse de Doctorat, Spécialité: Océanographie biologique, Université d'Aix Marseille II, Faculté des Sciences de Luminy. 192 p.

Roux O. (1993). Le sevrage du bar en marais atlantiques : étude de trois séquences alimentaires. Mémoire de fin d'études d'Ingénieur Agronome de l'E.N.S.A.T., Spécialisation en Ichtyologie Appliquée. 99 p.

Sécor D.H., J.M. Dean et J. Hansbarger (1992). Modification of the Quaterfoil Light Trap for use in hatchery pond. *Progress. Fish Cult.*, 54, 202-205.

Trégouboff G. et M. Rose (1957). Manuel de Planctonologie Méditerranéenne, Tome I et II. C.N.R.S. Paris. 587 p., 207 planches.

Werner R. G. et J.H.S. Blaxter (1980). Growth and survival of larval herring (*Clupea harengus*) in relation to prey density. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, vol. 37, 1063-1069.

VII ANNEXES :

Annexe 1

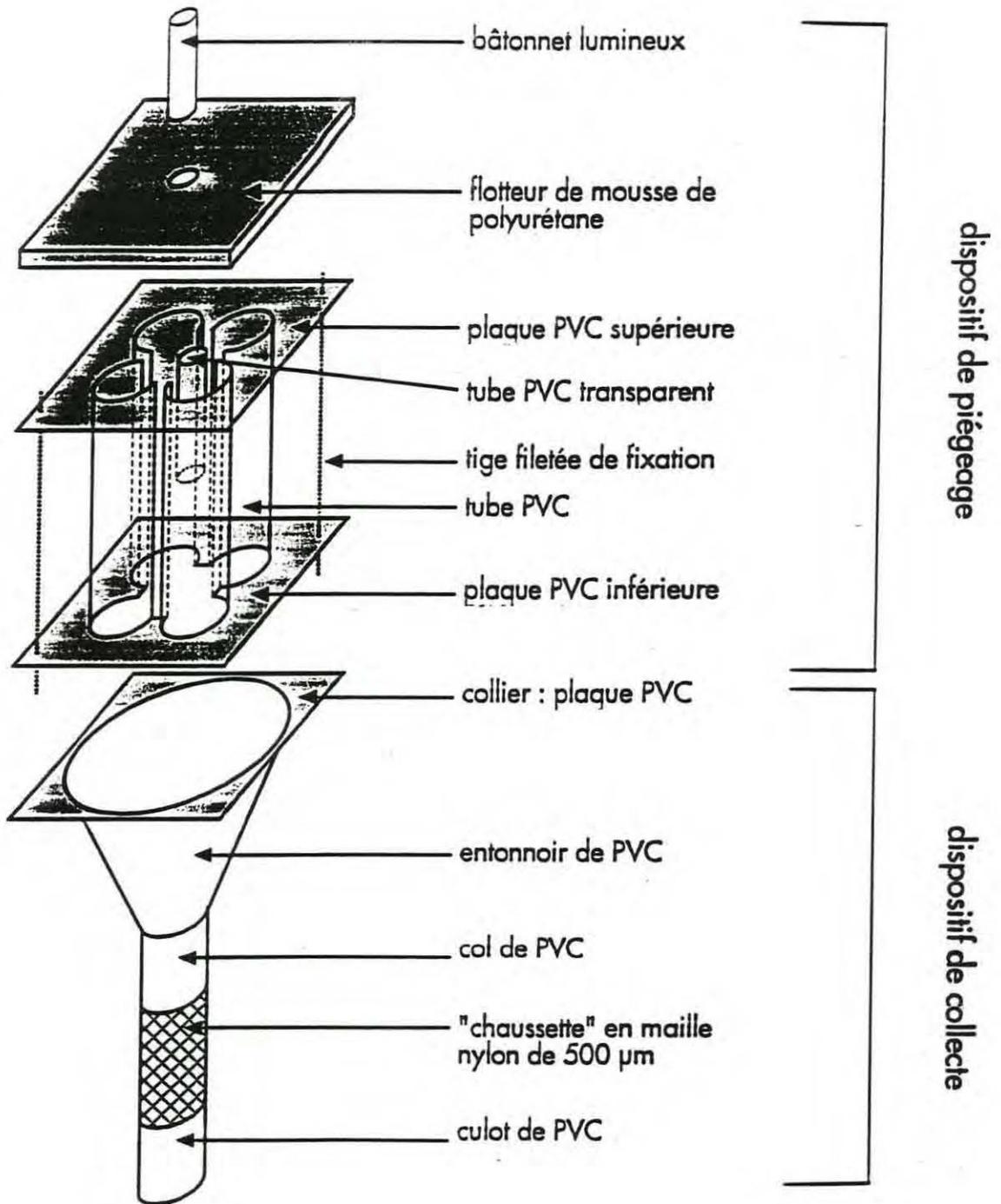


Schéma d'assemblage du piège lumineux "quatrefeuilles" d'après Floyd *et al* (1984).

Annexe 2

19-05-94	T10			T11			T12		
	> 200	200-125	125-50	> 200	200-125	125-50	> 200	200-125	125-50
larves de gastéropodes	18	2	15	22	56	82	71	94	440
larves de copépodes	4	13		1	10	30	7	21	540
larves d'amphipodes	4	11	90		6	52	4	12	10
larves de polychètes	1		12						
larves de cirripèdes (nauplius)									
véligères de lammelibranches			384			257			220
cladocères			225			522			522
tintinnides									
rotifères									
n.d.				1	1	42			
TOTAL	27	26	933	24	73	987	82	127	1290
21-05-94									
larves de gastéropodes	11	11	100	73	29	40	27	14	100
larves de copépodes	5			9	4		3		
larves d'amphipodes	22	31	20	6	1	20	3	5	
larves de polychètes	3	3	12		3	20	1	2	40
larves de cirripèdes (nauplius)	2	3	160	2	2	60	2	2	
véligères de lammelibranches		12	300		2	60			120
cladocères		49	220	1	1	560	1	22	300
tintinnides						40			
rotifères			20						
n.d.	3		80		1			2	60
TOTAL	46	109	880	91	43	800	37	47	620
23-05-94									
larves de gastéropodes	5			7	11	80	9	31	270
larves de copépodes	4	5	80	2	1	10	2	1	
larves d'amphipodes	7	4		4	7		10	1	
larves de polychètes		6	20	1			1	2	
larves de cirripèdes (nauplius)	4			6			1		150
véligères de lammelibranches		30	340		5	170		17	
cladocères	2	39	320	3	19	400	6	51	410
tintinnides									
rotifères									
n.d.	1	13	60		6	50	2	2	10
TOTAL	23	97	820	23	49	710	31	105	840
25-05-94									
larves de gastéropodes	4	1	2	8	40	180	79	152	670
larves de copépodes	8	3		1	2		10	4	
larves d'amphipodes	4	14				60	5	7	10
larves de polychètes	2		2	1					
larves de cirripèdes (nauplius)	3	2		1	1		2	3	
véligères de lammelibranches	4	37	12	3	4	180	1	24	240
cladocères	3	40	26		8	36	7	59	320
tintinnides						20			70
rotifères									
Acanthostomum imbutiforme					10	1		1	13
n.d.			1			1			
TOTAL	28	97	43	88	64	478	104	250	1290

27-05-94	T7			T8			T10		
	> 200	200-125	125-50	> 200	200-125	125-50	200	125	50
larves de gastéropodes	19	7	20				19	15	30
copépodes	14	37	20				7	52	
amphipodes	1	25	60				8	31	90
véligères de lammellibranches		7	20					18	440
larves de polychètes			10				1		100
larves de cirripèdes (nauplius)	1		670					1	
cladocères			10					9	220
rotifères								2	
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
non déterminé									50
TOTAL	29	76	810				35	128	930
30-05-94									
larves de gastéropodes	5	4					7	8	
copépodes	100	130					6	17	
amphipodes	15	72	30				2	7	
véligères de lammellibranches	1		30				1	7	310
larves de polychètes		4	140				1	6	210
larves de cirripèdes (nauplius)									
cladocères		35	360					9	150
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)	1								
autres larves nauplii			30						
non déterminé							1	1	
TOTAL	131	254	590				18	55	670
1-06-94									
larves de gastéropodes	4	5	10				1	1	10
copépodes	53	12	190				15	18	90
amphipodes	3	6	10				1	2	
véligères de lammellibranches		2	1				1	1	660
larves de polychètes			40					6	220
larves de cirripèdes (nauplius)									
cladocères			10						130
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
non déterminé		2	2					1	10
TOTAL	60	27	280				18	29	1120
3-06-94									
larves de gastéropodes	1						1	1	
copépodes	71	13	30				36	8	70
amphipodes	7	11	10				3	1	
véligères de lammellibranches			40					1	140
larves de polychètes	1	2	50					3	130
larves de cirripèdes (nauplius)	1								
cladocères		2	110					1	40
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)	1								
autres larves nauplii									
non déterminé		1	40				1	2	20
TOTAL	81	28	280				41	17	400

6-06-94	> 200	200-125	125-50	> 200	200-125	125-50	200	125	50
larves de gastéropodes	1	1					1		
copépodes	12	1	170				18		90
amphipodes	3	9					2	1	
véligères de lammellibranches		1	50						300
larves de polychètes		1	60				1		50
larves de cirrhipèdes (nauplius)							1		
cladocères			20						10
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirrhipèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
non déterminé			10						10
TOTAL	16	13	330				23	1	460
8/06/94									
larves de gastéropodes	4	1	6	5	2	3	2	3	1
copépodes	55	1	111	60	6	109	23		57
amphipodes	13	10	6	7	25	24		2	2
véligères de lammellibranches			45			13			31
larves de polychètes		5	94		3	40	1	1	34
larves de cirrhipèdes (nauplius)									
cladocères		1	28			9			11
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirrhipèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
larves de spongiaires	1								
bivalves	6			7			2		
non déterminé						5			5
TOTAL	79	18	290	79	36	203	28	6	141
10-06-94									
larves de gastéropodes			1			2	1		
copépodes	5		88	22	1	67	33		90
amphipodes		7	2	2	2		3	3	3
véligères de lammellibranches			4			26	1		7
larves de polychètes	1	1	23	1		31		4	43
larves de cirrhipèdes (nauplius)							1	1	
cladocères			15			17			26
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirrhipèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
bivalves	1	1		1					
non déterminé			1	1		1		1	2
TOTAL	6	9	134	26	3	144	39	9	171

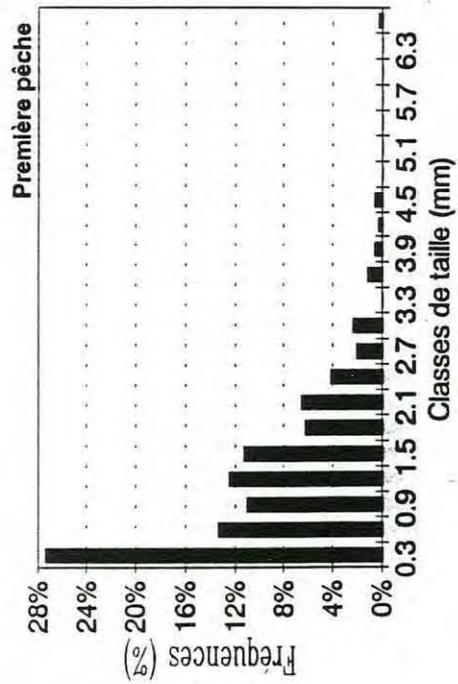
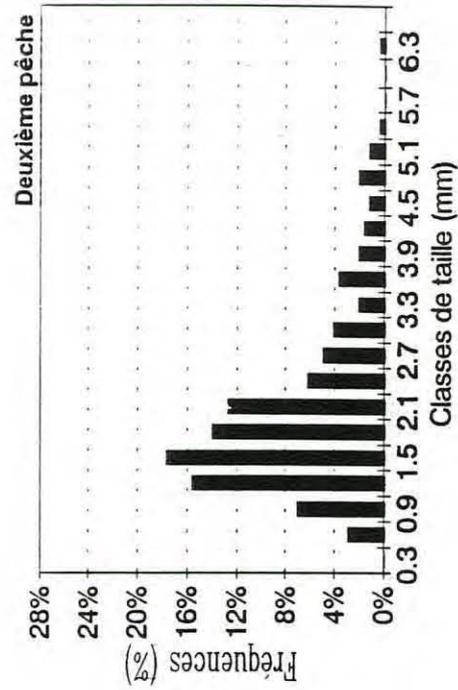
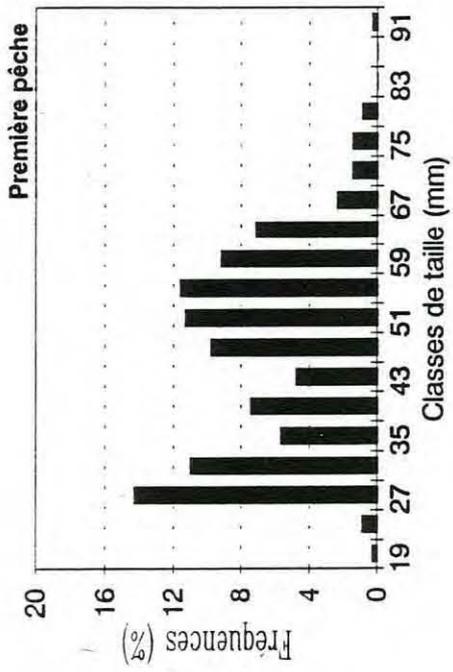
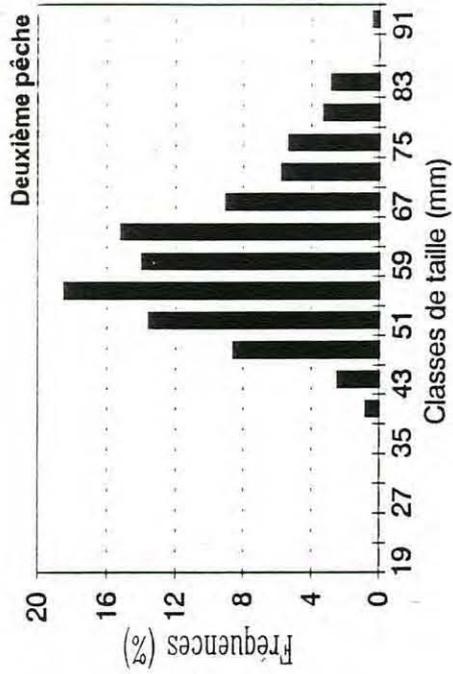
13-6-94	> 200	200-125	125-50	> 200	200-125	125-50	200	125	50
larves de gastéropodes	9	1		1	1		1	1	
copépodes	36	2	240	2	2	70	19	2	120
amphipodes	5	9		1	2		1	4	10
véligères de lammellibranches			20			20			
larves de polychètes		10	290	1	1	10		1	10
larves de cirripèdes (nauplius)							1	1	
cladocères		4	50			20			20
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
spongiaires							1		
ostracodes	7						1		
bivalves	25						6		
non déterminé									
TOTAL	82	26	600	5	6	120	31	9	160
15-6-94									
larves de gastéropodes	1			1	2	10	1		
copépodes	108	37	190	1	6		16	2	7
amphipodes	12	10		1	1		3	1	1
véligères de lammellibranches			100						
larves de polychètes	2	4					1		
larves de cirripèdes (nauplius)									
cladocères		11	300			30		5	23
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
ostracodes							4		
bivalves	2						2		
non déterminé									
TOTAL	125	62	590	3	9	40	27	8	31
17-6-94									
larves de gastéropodes	6	1		3	2		1		10
copépodes	37	28	160	10	17	140	7	3	10
amphipodes	3	11	20	4	2	10	2	1	
véligères de lammellibranches									10
larves de polychètes	1	7	180	2	3	30			20
larves de cirripèdes (nauplius)									
cladocères		19	220		5	140		3	40
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
spongiaires				1					
ostracodes		1					1	1	
bivalves							1		
non déterminé	1							1	
TOTAL	48	67	580	20	29	320	10	9	90

20-6-94	> 200	200-125	125-50	> 200	200-125	125-50	200	125	50
larves de gastéropodes	6	1		4	2		7		
copépodes	85	41	60	256	101	180	26		10
amphipodes				3	46	120		2	20
véligères de lammellibranches						20			
larves de polychètes	2	9	210			60			40
larves de cirripèdes (nauplius)									
cladocères		4	160		6	230			30
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)								1	
autres larves nauplii								1	
ostracodes	3			5			3		
bivalves	3			4			2		
non déterminé				1					
TOTAL	99	55	430	273	161	610	38	4	100
22-6-94									
larves de gastéropodes	1			2	1		1	1	
copépodes	41	3	50	66	26	150	39	2	10
amphipodes	4	10	20	10	107	70		31	20
véligères de lammellibranches						10			10
larves de polychètes	3	32	230		2	60			20
larves de cirripèdes (nauplius)								2	
cladocères			60			100			30
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
spongiaires									
ostracodes						20	2		
bivalves	1						1		
non déterminé									
TOTAL	50	45	360	78	136	410	43	36	90
24-6-94									
larves de gastéropodes	2			2			2		
copépodes	20	1	20	59	3	5	15	3	20
amphipodes	4	2	30	4	6	1	1	5	
véligères de lammellibranches									10
larves de polychètes	2	9	110			3			10
larves de cirripèdes (nauplius)				1					
cladocères			120		1	5			60
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
ostracodes	2								
bivalves									
non déterminé	1								
TOTAL	32	12	280	66	10	14	18	8	100

27-6-94	> 200	200-125	125-50	> 200	200-125	125-50	200	125	50
larves de gastéropodes	1	3				10		3	
copépodes	35	11	40	217	2	40	354		
amphipodes	12	49	10	3	16	50	3	1	
véligères de lammellibranches									
larves de polychètes	1	7	330			140	3		
larves de cirripèdes (nauplius)	1	6							
cladocères			70		1	10			
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
spongiaires									
ostracodes				2					
bivalves									
non déterminé	1								
TOTAL	111	66	450	222	19	250	363	1	0
29-6-94									
larves de gastéropodes	1			1			2		
copépodes	92	1	40	106		50	34	1	
amphipodes	1	4		2	2	10			
véligères de lammellibranches			10						
larves de polychètes		3	180			140			
larves de cirripèdes (nauplius)		2	10						
cladocères			100			30			
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)	2								
autres larves nauplii									
ostracodes				1					
bivalves									
non déterminé						10			
TOTAL	96	10	340	110	2	240	36	1	0
1-7-94									
larves de gastéropodes		1		2	1	10			
copépodes	14	5	210	23		180	27	4	40
amphipodes					1		1		
véligères de lammellibranches									
larves de polychètes		4	230	2	6	1120	5	30	100
larves de cirripèdes (nauplius)		4							
cladocères			110			170		21	100
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirripèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
ostracodes							1		
bivalves									
non déterminé			20			10	1		
TOTAL	14	14	570	27	8	1590	35	55	240

4-7-94	> 200	200-125	125-50	> 200	200-125	125-50	200	125	50
larves de gastéropodes				3	2				
copépodes	7	3	190	19	3	80	7		
amphipodes							1		
véligères de lammellibranches									10
larves de polychètes			100	1	12	900			30
larves de cirrhipèdes (nauplius)		1	10						
cladocères			40			20			10
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirrhipèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
ostracodes									
bivalves									
non déterminé									
TOTAL	7	4	340	23	17	1190	8	0	50
6-7-94									
larves de gastéropodes				1	1		1		
copépodes	4		30	5		60	1		20
amphipodes		1			1				
véligères de lammellibranches									20
larves de polychètes			20		3	1090			70
larves de cirrhipèdes (nauplius)		1	10		1				
cladocères					3	110			
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirrhipèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
ostracodes									
bivalves									
non déterminé									
TOTAL	4	2	60	6	9	1260	2	0	130
8-7-94									
larves de gastéropodes				1			1		
copépodes	5		40	1		30	2		
amphipodes									
véligères de lammellibranches			10						
larves de polychètes			10		1	350			
larves de cirrhipèdes (nauplius)		2	10						
cladocères			130			40			
rotifères									
tintinnides									
Acanthostomum imbutiforme									
larves de cirrhipèdes (métanauplius)									
autres larves nauplii									
ostracodes									
bivalves									
non déterminé			20			10			
TOTAL	5	2	220	2	1	430	3	0	0

BASSIN T10



Annexe 4

