

Thèse

Présentée par

Nadia Ounais-Guschemann

Pour obtenir le grade de
Docteur de l'Université d'Aix-Marseille II
Centre d'océanologie de Marseille
(Observatoire des Sciences de l'Univers)
Spécialité : Océanologie

Définition d'un modèle d'élevage Larvaire intensif pour la daurade *Sparus auratus*

Soutenue le 21 Décembre 1989 devant le Jury composé par :

G. Boeuf
B. Chatain
G. Lasserre
M. Travers

*A mes parents et à Francis
ma plus profonde gratitude :
sans eux rien n'aurait été possible.*

AVANT-PROPOS

En préambule à ce travail, il m'est particulièrement agréable de remercier tous ceux qui de près ou de loin, m'ont aidé à mener à bien mes recherches.

Je tiens à remercier :

- Monsieur J.M. Ricard, directeur de la station expérimentale d'aquaculture de Palavas-les-Flots (IFREMER) pour l'accueil qu'il m'a réservé.

- Mademoiselle B. Chatain, chercheur responsable de l'unité expérimentale de l'IFREMER Palavas, qui a dirigé mes travaux durant ces années. Outre son jugement critique et positif dans la rédaction de ce document, je lui suis très reconnaissante pour ses conseils, ses encouragements et son amitié.

- Monsieur G. Boeuf, chercheur au centre océanologique de Bretagne et Monsieur G. Lasserre, professeur d'hydrobiologie à l'U.S.T.L., qui ont accepté de juger ce travail malgré leurs nombreuses occupations.

- Monsieur M. Travers, professeur d'océanologie à l'Université d'Aix - Marseille II, qui me fait l'honneur aujourd'hui de présider ce jury. Qu'il me soit permis de lui exprimer ma profonde admiration et ma sincère reconnaissance pour toute l'aide qu'il m'a apportée, en particulier sur le plan administratif.

Je souhaite exprimer ma profonde gratitude à Monsieur D. Delmas, chercheur au CRÉMA de l'Houmeau, pour m'avoir initiée aux techniques d'analyses biochimiques et pour le temps précieux qu'il m'a consacré. Il a participé activement à mes travaux en y apportant sa compétence scientifique avec dévouement et grande patience.

Mes remerciements vont également à Madame Stephan du laboratoire national de pathologie des animaux aquatiques, qui a effectué les analyses de lipides.

Je n'oublierai pas Sylvie, Coralie et Isabelle pour la patience et la minutie dont elles ont fait preuve lors de la dactylographie, et Denis pour les illustrations de ce mémoire.

J'assure enfin ma sincère reconnaissance à l'ensemble du personnel de la station IFREMER de Palavas, pour son soutien et son amitié et plus particulièrement à Thierry et Bruno qui n'ont jamais ménagé leur peine pour faciliter ma tâche.

" On fait la science avec des faits, comme on fait une maison avec des pierres; mais une accumulation de faits n'est pas plus une science qu'un tas de pierres n'est une maison. "

(Poincaré)

SOMMAIRE

(Table des matieres plus détaillée: p.171)

AVANT-PROPOS.....	3
INTRODUCTION GENERALE	6
CHAPITRE I : MATERIEL ET METHODES.....	10
CHAPITRE II : ENTREE DANS LA VIE TROPHIQUE.....	28
CHAPITRE III : QUALITE DES LARVES - AMELIORATION DU TAUX D'INFLATION DE LA VESSIE NATATOIRE DE <i>SPARUS</i> <i>AURATUS</i> ELEVEE EN CONDITIONS INTENSIVES.....	39
CHAPITRE IV : QUALITE DE L'ENVIRONNEMENT - ETUDE DE L'INFLUENCE DE L'ECLAIREMENT, DE LA PHOTOPERIODE ET DU CONTRASTE PROIE/MILIEU.....	50
CHAPITRE V : QUALITE NUTRITIVE DES PROIES ET SEQUENCE ALIMENTAIRE.....	95
CHAPITRE VI : LE "SYNDROME DE PAROI" CHEZ LES LARVES DE <i>SPARUS AURATUS</i>	131
CONCLUSION GENERALE	143
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	147
TABLE DES MATIERES	171
ANNEXES.....	176
RESUME.....	180

INTRODUCTION GENERALE



La daurade *Sparus auratus* est avec le loup *Dicentrarchus labrax*, un poisson marin particulièrement apprécié sur tout le pourtour méditerranéen et de valeur commerciale très élevée. Sa pêche tend à régresser d'année en année : le tonnage débarqué, en France par exemple, est passé de 152 tonnes en 1988 à 61 tonnes en 1989 (données du Ministère de l'Agriculture, 1989) et la production de masse de juvéniles sevrés n'est pas encore maîtrisée. Elle n'excédait pas 100.000 individus par an en 1979 (Girin, 1981) et cela malgré les efforts entrepris tant en France (Barnabé et René, 1973) qu'à l'étranger : Italie, Israël, Espagne, Grèce, Yougoslavie (Alessio, 1975 ; Alessio *et al.*, 1976 ; San Féliu *et al.*, 1976 ; Villani, 1976 ; Tandler et Mason, 1983 ; 1984 ; Péguin, 1984). En 1987, elle atteint en France 130.000 alevins.

Le genre *Sparus*, défini par Linné en 1758, a été associé par l'auteur à l'espèce *aurata* mais le nom de *Sparus auratus* est souvent jugé plus juste et plus conforme aux règles de syntaxe. L'espèce, très commune en Méditerranée, est présente en Mer Noire et sur les côtes atlantiques du Sénégal à l'Angleterre. D'un point de vue écologique, elle vit essentiellement près des côtes et jusqu'à environ 60 mètres de profondeur. On la trouve sur les fonds sableux, sablo vaseux, rocheux ou dans les herbiers à posidonies. Très euryhaline, on la rencontre aussi bien dans des lagunes hypersalées (Arias, 1976) que dans des estuaires ou des zones dessalées (Lasserre, 1976). L'espèce est hermaphrodite protandre. La première maturité sexuelle est une spermiation qui se produit en général à l'âge de 2 ans (25 à 30 cm de longueur). L'inversion du sexe a lieu à la fin de la troisième ou de la quatrième année. Les oeufs sont planctoniques, les larves, pélagiques pendant deux mois, sont planctonophages puis les juvéniles sont nectobenthiques. Ce sont des prédateurs qui se nourrissent de mollusques et de crustacés .

En élevage, les techniques d'obtention des oeufs sont maîtrisées depuis longtemps (René, 1973), mais en conditions intensives, le reste du cycle est sanctionné par des mortalités très élevées et des croissances faibles (Alessio *et al.*, 1975 ; Villani, 1976 ; Ramos, 1978, Person-Le Ruyet et Vérillaud, 1980). La période larvaire est parmi tous les stades de l'élevage, la phase la plus délicate car la larve est petite, possède peu de réserves et semble particulièrement fragile.

Les premiers élevages expérimentaux s'effectuent, en France, en 1973 (Barnabé et René). A la station expérimentale IFREMER de Palavas, ils débutent en 1976 à partir de reproducteurs captifs. Les premiers essais sont décevants et n'aboutissent qu'à la production ponctuelle de quelques milliers d'alevins pour atteindre 95 000 juvéniles âgés de 70 jours en 1982. La technique utilisée à ce jour dans la plupart des laboratoires ou centres de production, est basée sur un ensemencement de moins de 40 larves au litre dans un milieu où sont maintenus des blooms phytoplanctonique et zooplanctonique (Tandler et Mason, 1984 ; Tandler et Helps, 1985). La séquence alimentaire se compose le plus souvent de rotifères, nauplii et métanauplii d'artémies, de copépodes congelés, d'artémies adultes puis de granulés. Une telle technique n'est cependant pas compatible avec le fonctionnement d'une exploitation car elle n'aboutit qu'à des taux de survie très variables, souvent proches de 0 % et atteignant exceptionnellement 20 %. De plus, la qualité du poisson produit est loin d'être contrôlée : un pourcentage important du cheptel présente, en effet, des déformations squelettiques du type lordose, liées en grande partie à l'absence de vessie natatoire fonctionnelle, et des arrêts de croissance sont observés entre le 5ème et le 10ème jour d'élevage.

Le but de ce travail est d'améliorer la technique d'élevage ce qui, à notre sens, équivaut à établir un modèle productif reproductible. Ceci devrait se concrétiser par une meilleure compréhension et maîtrise des paramètres biotiques et abiotiques qui caractérisent le milieu d'élevage. La démarche que nous avons choisie, fortement influencée par l'expérience et les succès obtenus par l'élevage du loup *Dicentrarchus labrax* est la suivante :

- éliminer les éléments les moins contrôlables de la technique dite de "l'eau verte", c'est-à-dire supprimer les blooms phytoplanctonique et zooplanctonique car leur dynamique est aléatoire et donc difficilement reproductible,
- stabiliser partiellement la qualité de l'eau en travaillant en circuit fermé thermorégulé avec un filtre biologique,
- fixer des seuils pour certains paramètres de l'environnement tels que : la température, la salinité, l'oxygène, les nitrites, les nitrates, l'ammoniaque, etc ...Le contrôle des éléments précisés a pour but de minimiser une partie de la variabilité environnementale pour faciliter l'interprétation des paramètres étudiés. Nous adoptons, dans la mesure du possible, une stratégie monoparamétrique.

Nous nous proposons d'étudier dans un premier temps, l'entrée dans la vie trophique afin de cerner les causes qui provoquent les mortalités et l'arrêt de croissance caractéristique des 15 premiers jours de l'élevage. Nous étudions successivement l'influence de la photopériode, de l'intensité lumineuse, de la taille des proies et de la turbulence du milieu sur l'activité de chasse des larves. Dans un second temps, nous essayons de définir les facteurs responsables des anomalies de développement de la vessie natatoire, dont la présence constitue un des critères de qualité essentiel chez le poisson d'élevage. Nous nous intéressons ensuite à l'ensemble de la période larvaire, c'est-à-dire les 30 premiers jours d'élevage, et analysons l'influence de l'éclairage, de la photopériode, du contraste proie / milieu, de la qualité nutritive des proies et de différentes séquences alimentaires sur la croissance, la survie et le développement de la vessie natatoire. Nous essayerons enfin d'analyser un comportement singulier des larves de daurade, nommé ici "syndrome de paroi".

D'un point de vue méthodologique, les résultats positifs d'une expérience sont utilisés pour réaliser les suivantes.

CHAPITRE I
MATERIEL ET METHODES GENERALES



I.1 OBTENTION DES OEUFS ET DES LARVES

I.1.1 Reproducteurs

Les larves que nous avons utilisées pour réaliser ce travail proviennent de géniteurs captifs composés de 128 kg de daurades dont 60 % ont été élevées *in situ* ou dans d'autres centres d'élevage et 40 % sont pêchées dans le milieu naturel. Ces animaux sont acclimatés 4 à 6 mois dans des bassins circulaires de 5 m³ (Fig. 1a, p. 12) avant d'être placés dans des bassins de maturation rectangulaires de 12 m³ (Fig. 1b, p. 12).

Chaque année, la classe d'âge la plus élevée, représentant 20 à 25 % du cheptel, est remplacée par des animaux plus jeunes, pour éviter le "vieillissement" de la population. Ce sont en général des mâles de 2 ans et des femelles de 4 ans, issus de lots de tête et ne présentant aucune malformation morphologique externe. La proportion théorique pour constituer un stock de reproducteurs dans un bassin de 12 m³ est de 12 mâles d'un poids moyen de 1.2 kg (poids total = 14 kg) et de 25 femelles d'un poids moyen de 1.8 kg (poids total = 45 kg) soit une proportion d'environ un mâle pour deux femelles. Ces animaux sont nourris de granulés secs (Aqualim Reproducteurs 7 mm) distribués *ad libitum* 5 jours sur 7 tout au long de l'année et complétés en aliment frais, moules et crabes, deux fois par semaine

I.1.2 Maturation et ponte

L'éclairement et la température régulent la maturation et la ponte de la daurade. Chez les poissons marins en général, la photopériode agirait surtout sur le développement des premiers stades ovocytaires et la température sur les derniers stades et plus particulièrement sur la ponte (Kuo *et al.*, 1973).

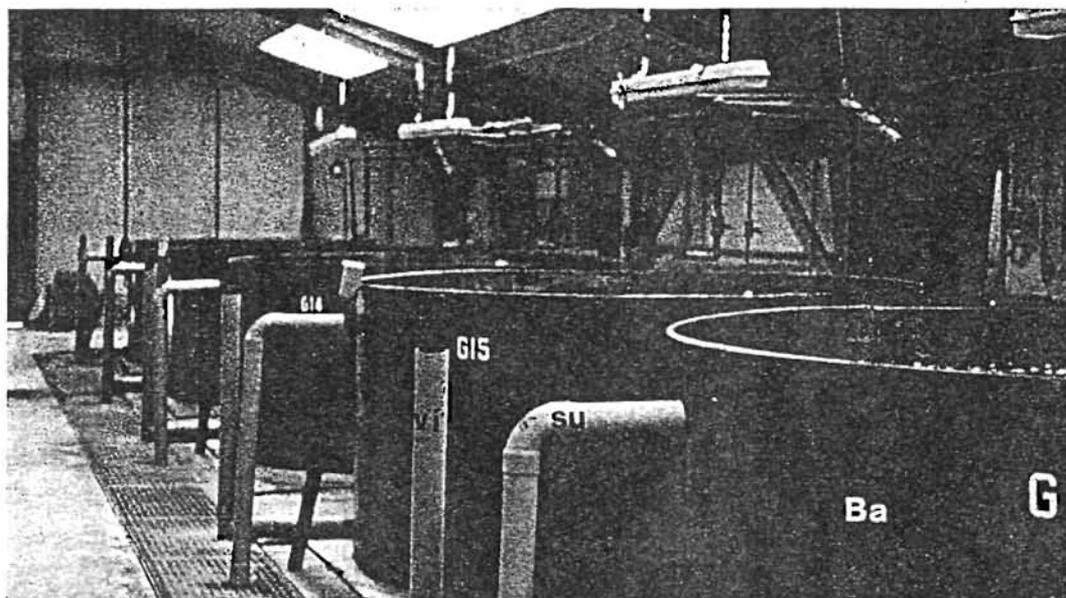
En Méditerranée, dans des conditions naturelles de maturation, la période d'obtention des oeufs est limitée à 3 ou 5 mois. La daurade pond à partir de 13°C dans la phase descendante du cycle photopériodique, d'octobre à décembre (Lumare, 1978). La température optimale pour la gamétogénèse est de 14-15°C ; elle est de 16 à 18°C pour la ponte.

Des décalages artificiels de ponte sont obtenus par manipulation des cycles thermopériodiques et photopériodiques (Girin et Devauchelle, 1978) ou photopériodiques uniquement (Suquet, 1986). A Palavas, seule la photophase est décalée (Bouget, 1988). La gamétogénèse est contrôlée par la

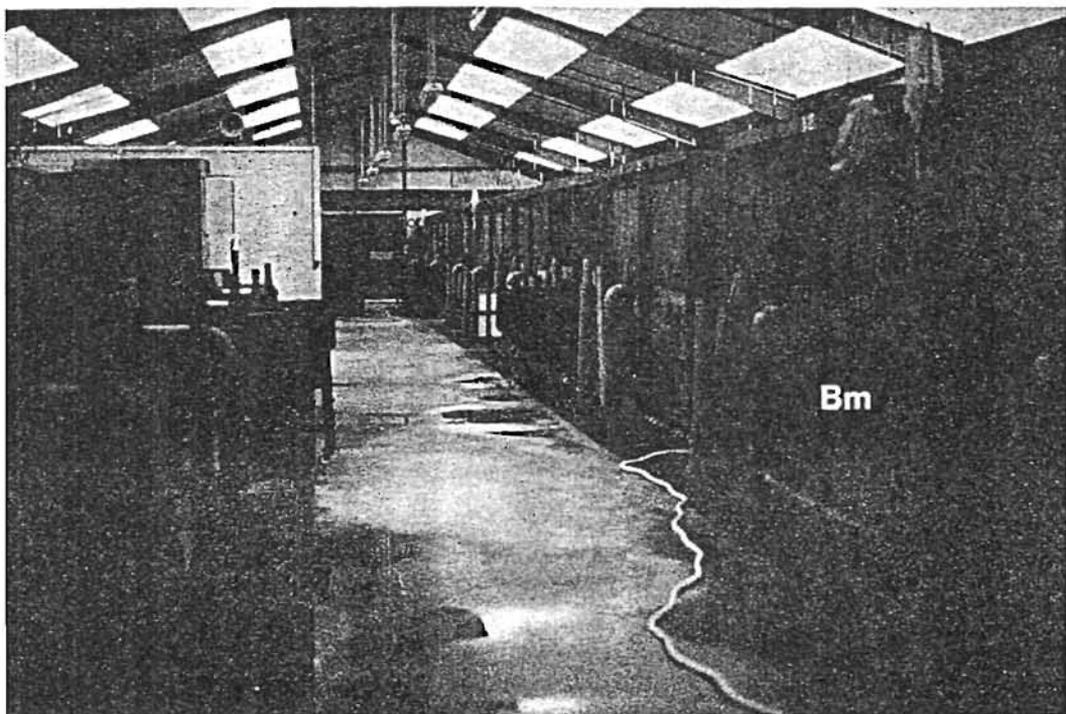
Figure 1 : Unité pilote de reproduction

Ba : bassin d'acclimatation; Bm : bassin de maturation; Bc : bassins collecteurs d'oeufs; su : surverse; ri : rideau opaque mobile.

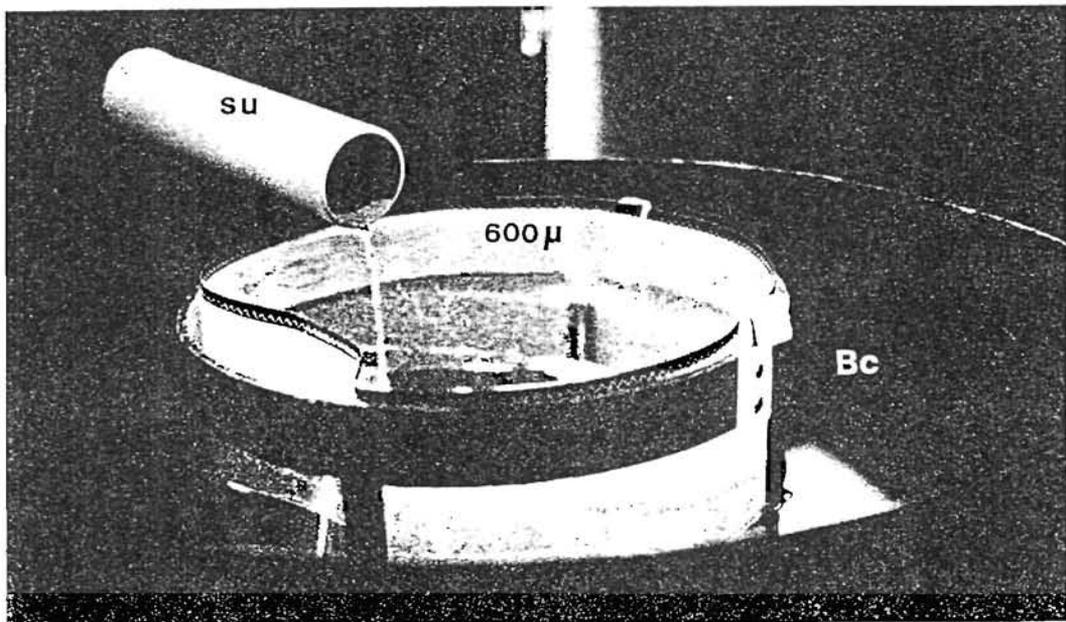
a



b



c



réduction de la durée d'éclairement de 16 à 9 heures, effectuée en 4 à 5 mois. Pendant toute la durée de la ponte, la photopériode est stabilisée à 9 heures et la température à 16-18°C (Devauchelle, 1980, 1984). La production d'oeufs est de 800.000 à un million d'oeufs par kilogramme de femelle et par jour. Les pontes sont spontanées, et réalisées en plusieurs ovipositions successives (Barnabé, 1976a). La fécondation est naturelle. L'arrêt de la saison de ponte est provoqué par une diminution de la température ou par une remontée de la durée d'éclairement. Ces techniques permettent d'obtenir des oeufs toute l'année et d'ajuster les périodes de ponte au planning d'élevage.

I.1.3 Incubation

Les oeufs fécondés, hyponeustoniques, sont récoltés à la surverse des bassins dans des collecteurs de 100 litres (Fig. 1c, p.12) et dénombrés (Grenz, 1985). Les oeufs morts, benthiques, sont éliminés et les oeufs viables sont transférés dans des incubateurs de 40 litres en maille de 300 µm, immergés dans des bassins de 500 litres de type "race way". Dans chaque incubateur, une arrivée d'air centrale et deux arrivées d'eau, l'une tangentielle et l'autre par le fond permettent d'homogénéiser délicatement les oeufs dans le milieu. La température d'incubation est identique à celle de la ponte. L'éclosion a lieu 48 à 72 heures après la ponte selon la température. Les larves juste écloses sont dénombrées (Grenz, 1985) avant d'être transférées dans les bassins d'élevage. La charge initiale est d'environ 100 larves par litre d'eau.

Le taux d'éclosion et le taux de malformations larvaires visibles à l'oeil nu (torsion et globule lipidique décroché) sont des critères de qualité évalués pour chaque ponte. Pour nos expériences, seules les pontes présentant un taux d'éclosion supérieur à 80 % et un taux de malformations inférieur à 10 % sont utilisées.

I.2 TECHNIQUE D'ELEVAGE

Le matériel et les méthodes communes à l'ensemble des élevages sont décrits ici et les particularités de chaque expérience seront présentées dans les chapitres correspondants.

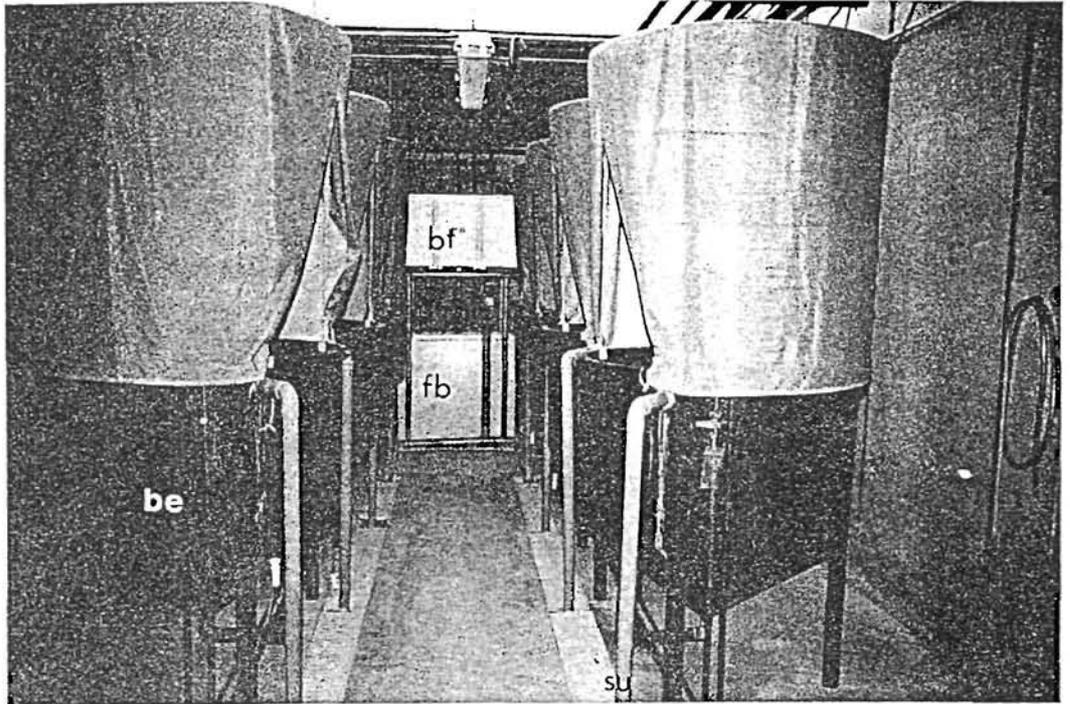
I.2.1 Structures

L'unité d'élevage se compose de deux séries de 8 bassins cylindroconiques, indépendantes l'une de l'autre et abritées par une toiture partiellement translucide (Fig. 2a, p. 15). Les bassins, d'un

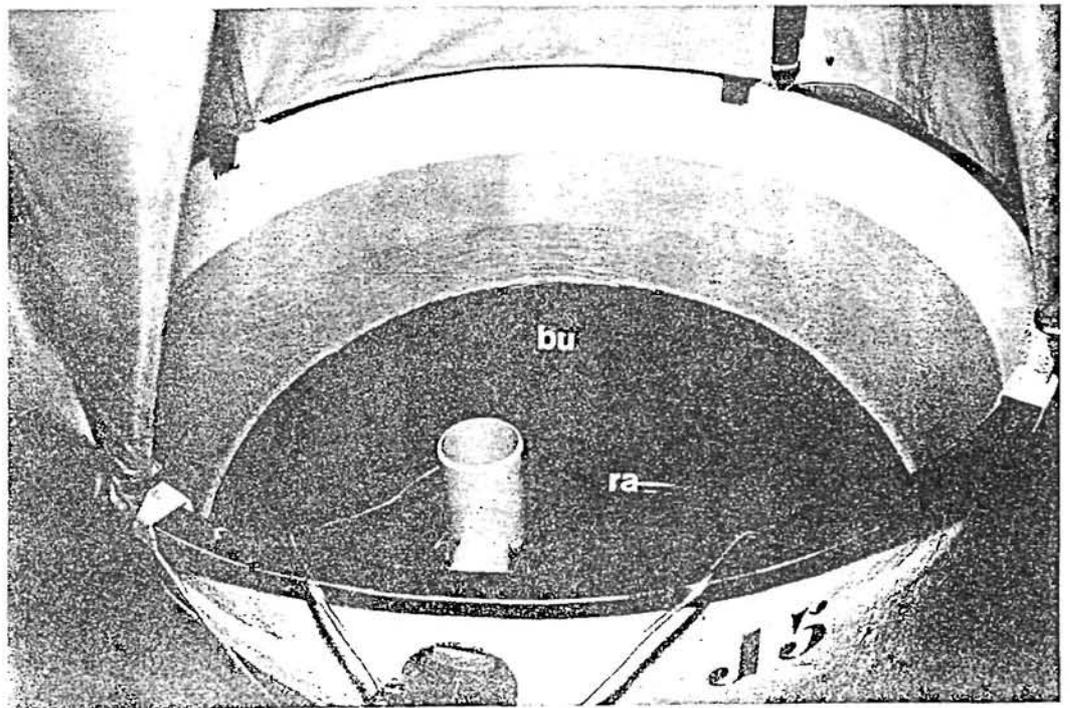
Figure 2 : Unité expérimentale d'élevage larvaire.

bt : bassin tampon; fb : filtre biologique; be : bassin d'élevage de 500 l;
su : surverse; bu : bullage central; fs : filtre de sortie; ra : rampe à air (cf-
chapitre III).

a



b



volume utile de 500 litres, sont en résine de polyester (Fig. 2b, p. 15). Ils sont recouverts d'une couche intérieure de "gel coat" noir ou blanc selon les besoins des expériences.

Ces bassins peuvent être utilisés soit en circuit ouvert, soit en circuit fermé. Dans ce dernier cas, ils sont montés en parallèle avec un filtre biologique et un bassin tampon de 500 litres (Fig. 2a, p.15). Chaque bassin est alimenté en eau par gravité grâce au bassin tampon dans lequel s'effectue le mélange de l'eau de mer brute et de l'eau de mer réchauffée (27°C). Cette eau est filtrée à 20 µm. La sortie d'eau est protégée par un filtre en maille de 80 ou 180 µm. Un diffuseur d'air, placé au fond des bassins, crée un mouvement régulier de la masse d'eau.

Un éclairage artificiel est assuré soit par une ampoule à rayons froids, type incandescent (PAR 38, 120 W-GE), soit par deux tubes fluorescents type blanc industrie, de 0.59 m de long (TDL 18/33) fixés à 1.2 m au-dessus de la surface de l'eau au centre de chaque bassin. L'éclairage dispensé par un spot n'est pas homogène. L'intensité mesurée en périphérie des bassins diminue de 60 % par rapport à celle mesurée au centre. Avec les tubes fluorescents, cette diminution n'est que de 10 à 20 %.

I.2.2 Recyclage de l'eau

L'utilisation du circuit fermé pour nos élevages a essentiellement pour but de minimiser la variabilité temporelle de la qualité de l'eau. Elle représente également une économie non négligeable d'énergie puisque la production larvaire en période hivernale nécessite le chauffage d'importantes quantités d'eau. Les expériences qui ont été réalisées en circuit fermé sont spécifiées dans les chapitres correspondants.

Le filtre biologique est composé d'un bassin de 500 litres rempli d'un support bactérien, le "Biogrog" (argile expansée cuite) qui est un granulé de 2 à 3 cm de diamètre. Ce support est chloré, rincé et séché pendant 3 mois avant utilisation. La durée minimale nécessaire à l'activation du filtre est de trois semaines à 1 mois à 19°C. Le volume d'eau circulant est de 1 m³ avec un débit de 0.5 m³ par heure. La gamme de température que nous utilisons pour l'activation est comprise entre 19°C et 28°C et obtenue grâce à 4 résistances chauffantes thermostatées de 100 Watt, immergées dans le "Biogrog".

Le filtre est activé en enrichissant l'eau en azote ammoniacal à partir de chlorure d'ammonium (3 à 6 mg/l). Le principe est de favoriser le développement des bactéries nitrifiantes présentes en faible

concentration dans l'eau de mer. Ces microorganismes transforment l'ammoniaque en nitrites puis en nitrates qui sont moins toxiques. La dégradation effective de l'ammoniaque est contrôlée par des dosages journaliers. La nitratisation apparaît 15 à 20 jours après l'ensemencement initial. La disparition du pic de nitrites, vers le 20^e - 30^{ème} jour signale que l'utilisation du filtre est possible.

I.2.3 Caractéristiques du milieu d'élevage

Le milieu d'élevage est renouvelé en continu. L'entrée d'eau s'effectue par le fond de chaque bassin. Le débit d'eau horaire est fixé à 20 % et le débit d'air à 50 ml par minute pour les 30 premiers jours de l'élevage. Ceci contribue à maintenir le taux d'oxygène dissous dans l'eau au-dessus de 7 - 8 milligrammes par litre et le taux d'azote ammoniacal, d'azote nitreux et nitrique en-dessous des valeurs considérées comme critiques pour les larves (Tableau 1).

Tableau 1 : Concentrations moyennes en azote ammoniacal (N - NH₄), azote nitreux (N - NO₂) et azote nitrique (N - NO₃) mesurées en circuit ouvert et fermé.

Concentration (mg.l ⁻¹)	N - NH ₄	N - NO ₂	N - NO ₃
Circuit ouvert	0.05	0.002	0.2 à 0.3
Circuit fermé	0.02	0.01 à 0.02	4 à 5
Valeurs critiques (Données IFREMER)	0.30	0.30	pas de toxicité connue des nitrates

Jusqu'à l'âge de 4 à 5 jours, les larves sont maintenues sous lumière naturelle tamisée (intensité 15 à 60 lux, photopériode naturelle). A partir du 4^{ème} ou 5^{ème} jour, un éclairage artificiel est utilisé après suppression de toute source de lumière extérieure. La photopériode, l'intensité et la qualité de la lumière incidente seront précisées pour chaque expérience.

La température de l'eau est, au départ, identique à celle de l'incubation (16 - 18°C) puis augmente jusqu'à 20°C de 0.5°C par jour. La salinité est abaissée de 38 ‰ (salinité de l'eau de mer brute) à 35 ‰ pendant les 4 à 5 premiers jours d'élevage.

I.2.4 Caractéristiques de la nourriture

I.2.4.1 Choix et distribution des proies

Pour réaliser l'élevage larvaire de la daurade nous utilisons deux types de proies vivantes: le rotifère *Brachionus plicatilis* et le crustacé branchiopode *Artemia salina*.

. Rotifères

Le rotifère est une espèce euryhaline qui constitue la première nourriture des larves. Cette proie est souvent utilisée pour nourrir les larves de poissons marins parce que son élevage est facile, sa qualité nutritive contrôlable (Hirata, 1979 ; Gatesoupe, 1984 ; Le Milinaire, 1984) et sa taille petite (inférieure à 300 µm). Fukusho et Iwamoto (1980, 1981), Hino (1981), Hito *et al.* (1981) et Fukusho et Okauchi (1982) ont isolé deux souches génétiquement différentes que nous avons utilisées : le type S (Small rotifer) mesurant de 140 à 220 µm de long et le type L (Long rotifer) mesurant entre 230 et 320 µm.

Les premières proies sont distribuées dès l'ouverture de la bouche des larves (4e - 5ème jour). La quantité de rotifères introduite dans le milieu est fonction du volume d'élevage et non de la consommation réelle car les capacités prédatrices des jeunes larves sont très réduites et il faut donc faciliter leur rencontre avec les proies. Tandler et Mason (1983) puis Peguine (1984) estiment que la densité optimale pour *Sparus auratus* se situe entre 10 et 15 proies par millilitre. Tandler et Mason (1984) signalent également qu'une concentration trop importante de proies dans le milieu, en l'occurrence supérieure à 16 rotifères par millilitre, provoque une perte d'appétit. Windell *et al.* (1969) précisent que cela se traduit par une diminution de l'efficacité de la digestion et de l'assimilation, suite à un transit intestinal trop rapide qui aboutit à une accumulation de nourriture non digérée. Alessio (1975) ainsi que Person Le Ruyet et Verillaud (1980) recommandent pour leur part des valeurs comprises entre 5 et 30 proies par millilitre. Nous avons donc choisi 10 proies par millilitre. Les rotifères sont généralement distribués en deux fois, une première ration le matin vers 9 h et une seconde ration en début d'après-midi, vers 15 h. La concentration des rotifères dans le milieu est régulièrement contrôlée dans la journée et réajustée lorsqu'elle est inférieure à deux proies par millilitre.

. Artémies

L'artémie est un crustacé vivant dans les eaux saumâtres qui a la possibilité de pondre des "oeufs de durée" où l'embryon déshydraté reste en diapause. Le *nauplius* (Ao) a une taille de 428 à

517 μm , selon les souches (Vanhaecke et Sorgeloos, 1980). Ce type de proie est largement utilisé pour nourrir les larves de diverses espèces telles que le loup (Girin *et al.*, 1975 ; Barnabé, 1976, 1980) ou la daurade (Person-Le Ruyet et Verillaud, 1980). Nous l'utilisons au plus tôt pour la daurade à partir du 15ème jour d'élevage et les quantités distribuées sont ajustées en fonction de la consommation.

I.2.4.2. Culture des proies

. Rotifères

La culture du rotifère à l'échelle industrielle a été décrite par Audineau *et al.* (1984) et Coves *et al.* (1985). Elle s'effectue à partir d'individus prélevés dans le milieu naturel. Les souches sont maintenues à 18°C et 25 ‰ à une concentration maximale de 30 à 40 rotifères par millilitre et nourries d'algues unicellulaires *Tetraselmis suecica*. Au fur et à mesure que les animaux se multiplient, le volume d'élevage est progressivement augmenté jusqu'à atteindre 200 rotifères par millilitre dans un volume de 500 litres. L'élevage proprement dit est ensuite réalisé dans des bassins cylindroconiques de 2 m³ à une salinité de 36 ‰ et une température de 27°C. Une concentration moyenne de 200 individus par millilitre est maintenue dans les bassins grâce à des prélèvements journaliers (Fig. 3).

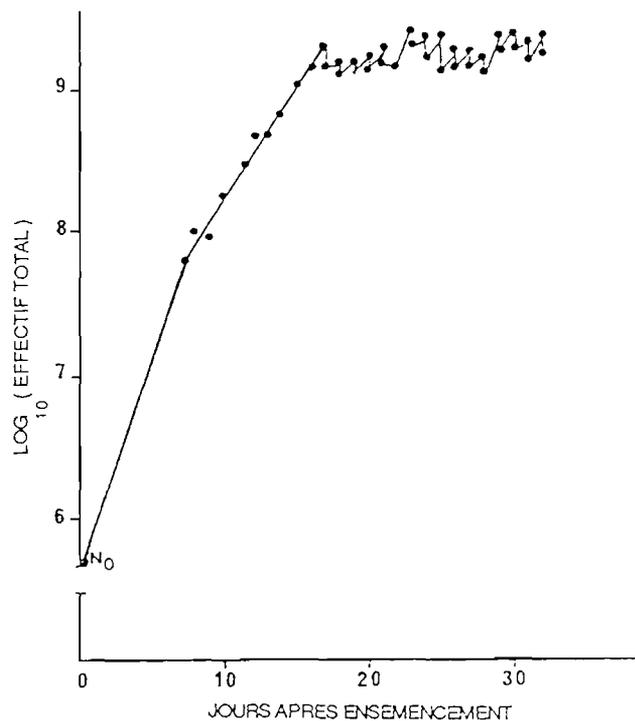


Figure 3 : Evolution de l'effectif total des rotifères produits à partir de 3 bassins de 2 m³. Le nombre initial de rotifères ensemencé, N_0 , est égal à 450.000.

L'eau utilisée pour l'élevage est filtrée sur 1 µm et stérilisée sous ultra-violet. Les bassins sont recouverts d'une feuille plastique translucide pour éviter la contamination par les aérosols d'espèces compétitives comme les vorticelles (Vasselin, 1987, résultats non publiés).

L'alimentation est constituée de levure de boulangerie fraîche distribuée tous les jours en trois repas et d'algues unicellulaires vivantes (*Tetraselmis suecica* le plus souvent ou *Monochrysis lutherii*) distribuées tous les deux jours. La technique de production des algues a été décrite par Audineau et Blancheton en 1985.

La qualité nutritionnelle des rotifères peut être facilement modifiée par divers enrichissements. Ces derniers s'effectuent en dehors des bassins d'élevage après concentration des rotifères jusqu'à 200 à 500 individus par millilitre. Ils sont collectés et rincés dans un collecteur de maille de 40 micromètres, avant distribution aux larves. Dans nos expériences, trois types d'enrichissement ont été utilisés :

a)-L'enrichissement lipidique à base d'huile de foie de Morue

C'est une émulsion réalisée suivant les modalités décrites par Petsalis (en préparation) et dont les composants sont les suivants (pour 100 grammes de matière sèche) :

Huile de foie de Morue	:	50 g
Tween 80 (émulsifiant)	:	1.5 g
Span 60 (émulsifiant)	:	3.5 g
Eau de mer	:	45 g

Le mélange est dilué dans le bassin où les rotifères ont été concentrés. L'enrichissement dure 24 heures.

b)-L'enrichissement protéique et lipidique : E0₆ (Gatesoupe, 1984)

C'est une poudre contenant les éléments suivants (pour 100 grammes de matière sèche) :

Autolysat de poisson (LYRAZ)	:	73 g
Chlorure de choline	:	4 g
DL methionine	:	2 g

Mélange vitaminique et minéral	:	11 g
Huile de foie de Morue	:	10 g

Le EO_6 est mis en suspension dans de l'eau douce à l'aide d'un mixeur puis déversé dans le bassin où les rotifères ont été concentrés. L'enrichissement dure une heure. La concentration utilisée est de 0.5 g de EO_6 pour un million de rotifères.

c)-L'enrichissement protéique (modifié de Gatesoupe, 1982)

C'est une poudre contenant les éléments suivants (pour 100 grammes de matière sèche) :

Autolysat de poisson (LYRAZ)	:	88 g
DL methionine	:	2 g
Chlorure de choline	:	4 g
Prémix vitaminique	:	5 g
Vitamine C	:	1 g

Le mélange est mis en suspension dans de l'eau douce à l'aide d'un mixeur, puis déversé dans le bassin où les rotifères ont été concentrés. L'enrichissement dure deux heures. La concentration utilisée est de 0.5 g de mélange pour un million de rotifères.

. Artémie

L'élevage de l'artémie à l'échelle industrielle a fait l'objet de nombreuses études (Person-Le-Ruyet, 1975 ; Sorgeloss, 1983 ; Audineau *et al.*, 1984 ; Versichele *et al.*, 1985 ; Léger *et al.*, 1986). Les oeufs de résistance sont de provenances diverses et sont mis en conserve et commercialisés par de nombreuses fermes. La souche que nous avons employée est originaire de Californie et vendue par la San Francisco Bay Bran Company. Pour obtenir les *nauplii*, les oeufs sont immergés dans de l'eau de mer à 27°C et 35 ‰ (bassins cylindroconiques de 2 ou 4 m³), à une concentration de 2 à 5 g.l⁻¹. L'éclosion a lieu 30 à 40 heures plus tard et les *nauplii* sont récoltés sur des tamis de 80 micromètres après décantation des coques.

I.3 CONTROLE DE LA QUALITE DE L'ENVIRONNEMENT

Le tableau 2 résume l'ensemble des paramètres mesurés au cours de l'élevage, la fréquence et la localisation des mesures, les appareils utilisés et leur précision.

Tableau 2 : Modalités de mesure des paramètres physiques et chimiques au cours des élevages.

Caractéristique de la mesure	Paramètre	Débit d'eau	Température	Salinité	Luminosité	Photopériode	Oxygène dissous	Ammoniaque Nitrites et Nitrates
Appareil	Bécher 2 ou 0.5 l et chronomètre	Thermomètre à mercure ou digital	Réfractomètre Atago ATC 1	Luxmètre CdA 814	Interrupteur Horaire Programmable Merlin Gérin	Oxymètre YSI 57	Technicon Autoanalyseur II	
Unité	l/s	°C	g/l	lux	heure	mg/l	ppm	
Précision	inconnue	± 0.5	± 0.2 %	± 2 %	± 0.25	± 0.05	±0.01 (0.001 ammoniaque)	
Fréquence et horaire	journalière matin	journalière 8 h - 8 h 30	journalière 8 h - 8 h 30	journalière 8 h - 8 h 30		occasionnelle	journalière 9 h - 9 h 30	
Localisation	Arrivée d'eau de chaque bassin	Dans chaque bassin	Bassin tampon	Surface de l'eau de chaque bassin à l'aplomb des tubes fluores- cents		Surface et fond à divers emplacements dans chaque bassin	Sortie d'eau du filtre biologique	

I.4 CONTROLE DE LA QUALITE DES LARVES

Les trois critères qui sont actuellement utilisés pour apprécier la qualité d'un élevage sont la survie, la croissance et la présence d'une vessie nataoire fonctionnelle. Les différentes méthodes, communes à toutes les expériences, que nous avons utilisées pour obtenir et calculer ces paramètres biologiques, sont décrites dans ce paragraphe.

I.4.1 Survie

Le taux de survie est calculé par le rapport du nombre de survivants en fin d'expérience (Nf), et du nombre de larves introduites dans un bassin en début d'expérience (Ni). Nf et Ni sont des

paramètres estimés. Pour déterminer N_f , les survivants sont concentrés dans un seau contenant 10 litres d'eau de mer. Cinq échantillonnages sont effectués au hasard dans le milieu longuement brassé au bécher avant chaque prélèvement. Le volume unitaire échantillonné varie en fonction de la densité des larves, il est de 100, 200 ou 250 ml. Dans chaque échantillon, toutes les larves sont comptées une par une puis remises dans la population à estimer. Le nombre moyen de larves ainsi dénombrées est ensuite extrapolé aux 10 litres de milieu.

Nous avons réalisé une étude de la répartition spatiale des larves dans le seau pour évaluer la qualité de l'homogénéisation. Dans 12 seaux de 10 litres contenant de 4000 à 20.000 larves âgées de 30 jours, nous réalisons des séries de 5 échantillons d'un volume unitaire de 100, 200 ou 250 ml. L'hypothèse de départ est que la répartition spatiale est de type aléatoire et donc décrite par une loi de Poisson (Elliot, 1977). Elle est testée par le calcul du χ^2 (Tableau 3).

Tableau 3 : Test χ^2 concernant la répartition spatiale des larves de *Sparus auratus* âgées de 30 jours, dans un seau de 10 litres. n : nombre d'échantillons ; m : nombre moyen de larves par échantillon ; S^2 : variance de l'échantillon ; v : volume de l'échantillon (ml) ; $\chi^2 = S^2(n - 1)/m$. Valeurs seuil du χ^2 à 5%: 0.484-11.1 et à 1%: 0.207-14.9 .

N° seau	n	m	S^2	v	χ^2
1	5	101.25	15.46	250	0.6111
2	5	91.25	5.68	250	0.2397
3	5	185.50	12.50	250	0.2703
4	5	200.00	26.25	250	0.5250
1	5	107.80	80.96	200	3.0040
2	5	102.00	48.80	200	1.9137
3	5	113.20	177.20	200	6.2615
4	5	102.40	149.30	200	5.8320
1	5	106.00	21.99	100	0.8298
2	5	268.00	237.16	100	3.5397
3	5	151.00	380.25	100	10.0728
4	5	104.00	141.61	100	5.4465

La répartition spatiale dans le seau peut être considérée comme aléatoire quelque soit la densité de larves considérée ou le volume de l'échantillonnage. Nous pouvons donc raisonnablement penser que le brassage au bécher convient à l'homogénéisation des larves de cet âge.

La détermination du nombre initial est plus délicate. Les larves juste écloses sont d'abord concentrées dans 50 litres d'eau de mer à la densité de 3000 à 5000 individus au litre. brassées à

l'aide d'un bécher et réparties dans les différents bassins pour obtenir environ 100 larves par litre. Cinq échantillons de 500 ml sont ensuite prélevés au hasard dans chaque bassin. L'homogénéisation du milieu d'élevage est assurée par une arrivée d'eau et d'air au fond du bassin (cf. § I.3.3). Dans chaque échantillon, les larves sont comptées une par une puis remises dans la population à estimer. Le nombre moyen de larves est ensuite extrapolé aux 500 litres d'élevage et des réajustements et de nouveaux comptages sont effectués si les densités sont trop éloignées de 100 larves par litre.

Nous avons réalisé une étude de la répartition spatiale des larves dans 4 bassins pendant les 5 premiers jours de l'élevage. Trente échantillons de 250 ml sont prélevés chaque jour au hasard, en divers points de chaque bassin, à l'aide d'un siphon. La répartition poissonnienne est testée à l'aide du χ^2 (Tableau 4).

Tableau 4 : Tests du χ^2 concernant la répartition spatiale des larves de *Sparus auratus* âgées de 1 à 5 jours, dans des bassins cylindroconiques de 500 litres. n : nombre d'échantillons ; m : nombre moyen de larves par échantillon ; S² : variance de l'échantillon ; $\chi^2 = S^2(n - 1)/m$. Valeurs seuil du χ^2 à 5% : 16.0-45.7 et à 1% : 13.1-52.3

N° de bassin	Age (jours)	n	m	S ²	χ^2
1	1	30	21.50	11.63	15.71
2		30	19.80	10.05	14.78
3		30	—	—	—
4		30	—	—	—
1	2	30	21.26	11.97	16.36
2		30	21.60	13.76	18.40
3		30	21.53	22.65	30.59
4		30	22.26	19.27	25.17
1	3	30	20.00	14.66	21.36
2		30	19.96	13.62	19.79
3		30	19.73	15.13	22.23
4		30	18.76	11.90	18.41
1	4	30	18.20	10.49	16.72
2		30	17.83	11.90	19.41
3		30	18.53	13.62	21.35
4		30	18.50	11.90	18.68
1	5	30	19.83	194.04	283.86
2		30	19.96	195.44	284.23
3		30	19.03	214.91	327.63
4		30	19.06	120.34	183.22

Avec les conditions hydrodynamiques précitées, la répartition spatiale des larves dans les bassins peut être considérée comme aléatoire pendant les 4 premiers jours d'élevage. Par contre, dès le 5ème jour la répartition est fortement agrégative : une majorité de larves colonise la paroi des bassins. Un tel comportement sera d'ailleurs observé jusqu'à la fin de l'élevage larvaire (30 jours) et sera discuté plus en détail dans le chapitre VI.

Nous pouvons donc estimer la survie de nos élevages par simples prélèvements, effectués directement dans le bassin pendant les 4 premiers jours qui suivent l'éclosion, puis en fin d'élevage. Entre ces deux extrêmes, il est cependant impossible d'estimer le nombre de survivants restants dans les bassins ni même de quantifier le nombre de morts parce que leur sédimentation est quasi inexistante à cause des conditions hydrodynamiques (arrivée d'eau et d'air par le fond).

L'analyse comparée de la survie s'effectue par une analyse de variances réalisée en fin d'élevage sur les nombres finaux de larves (Sokal et Rohlf, 1981) après avoir vérifié la normalité des données par l'étude du coefficient de symétrie et d'aplatissement de Fisher, et l'homogénéité des variances par le test de Hartley. Les groupes homogènes sont déterminés par le test de Newman-Keuls (Dagnelie, 1975).

I.4.2 Croissance

Ce paramètre est déterminé par la mesure de la longueur totale des larves, comprise entre l'extrémité antérieure de la bouche et l'extrémité de la nageoire primordiale ou caudale. Les observations s'effectuent au projecteur de profil Nikon V12 sur les larves anesthésiées au MS222. Les échantillons sont composés de 20 individus prélevés au hasard dans le milieu d'élevage. Selon l'âge des larves, deux méthodes d'échantillonnage sont utilisées : les 4 premiers jours, le prélèvement est réalisé en surface et au niveau du bullage d'air parce que les larves sont réparties de façon homogène (cf § I.5.1). Au-delà du 5ème jour, le prélèvement est effectué au niveau d'un essaim que l'on provoque en distribuant la ration de proies. Dans ce cas comme dans l'autre, l'échantillon est réalisé à l'aide d'un béccher de un litre.

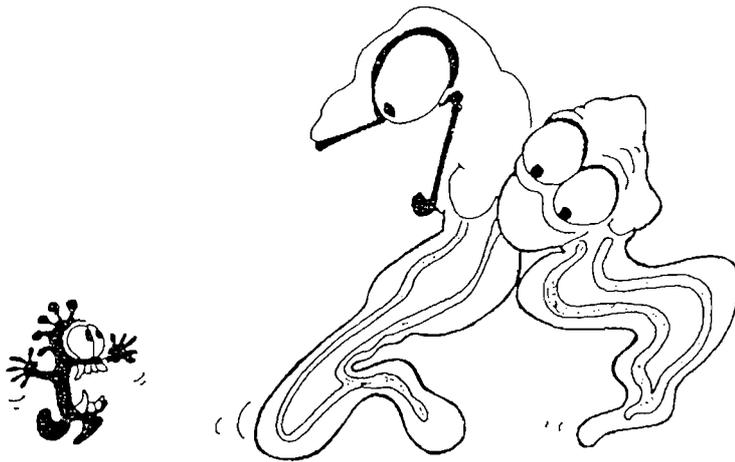
L'analyse comparée de la croissance s'effectue, dans un premier temps par une étude de pentes après linéarisation des données : calcul du F de SNEDECOR pour la linéarité et le parallélisme (Dagnelie, 1975). La comparaison multiple des coefficients de régression est réalisée par le test de Tuckey (Zahr, 1984). Dans un second temps nous comparons à chaque prélèvement les

longueurs moyennes à l'aide d'analyses de variances (Sokal et Rohlf, 1981) après avoir vérifié la normalité des données et l'homogénéité des variances. Les groupes homogènes sont ensuite déterminés par le test de Newmann-Keuls.

I.4.3 Vessie natatoire

L'observation de la vessie natatoire s'effectue par transparence au projecteur de profil Nikon V12. Une vessie natatoire est dite fonctionnelle lorsqu'elle contient du gaz (Chatain, 1986). Les larves qui possèdent ce type de vessie (V+) sont dénombrées pendant l'expérience, dans chaque échantillon de 20 individus qui sert aux mesures de croissance. En fin d'élevage, les taux de V+ sont calculés à partir d'un échantillon de 100 individus prélevé dans le seau de 10 litres où sont concentrées toutes les larves survivantes.

CHAPITRE II
ENTREE DANS LA VIE TROPHIQUE



✱

II.1 INTRODUCTION

A la fin du stade prélarvaire, la larve de *Sparus auratus* présente des réserves vitellines presque totalement résorbées, des yeux et une bouche fonctionnels. La larve est alors physiologiquement apte au passage à une nourriture externe. Son activité augmente puis ses capacités de nage et de positionnement s'améliorent progressivement, lui permettant ainsi d'explorer son milieu de manière plus efficace. C'est au cours de cette période de transition que la larve, sans grande expérience, va affronter réellement pour la première fois son milieu environnant. Cette adaptation progressive passe par une phase d'apprentissage au cours de laquelle s'établissent les bases du comportement de chasse. Le développement ultérieur de l'animal dépendra du succès de cette étape connue pour être l'une des périodes "critiques" de l'élevage des poissons marins (Barnabé, 1976b ; Person-Le Ruyet et Verillaud, 1980 ; Girin 1981 ; Kentouri et Divanach, 1982 ; Kentouri, 1985).

La durée et la réussite de l'apprentissage dépendent des caractéristiques intrinsèques de la larve et de celles de son environnement. Les caractéristiques intrinsèques du prédateur déterminent ses capacités de prospection et son efficacité de prédation. Parmi ces facteurs on peut citer :

- l'étendue du champ visuel qui est déterminé par le pouvoir de balayage de l'oeil, son axe visuel, son pouvoir séparateur ou son acuité visuelle, et sa sensibilité au contraste (Blaxter, 1968a),
- la vitesse de nage du poisson (Rosenthal et Hempel, 1969 ; Blaxter et Staines, 1970 ; Hunter, 1972 et 1980),
- les préférences alimentaires de l'espèce (Blaxter, 1968b)

L'ensemble de ces facteurs va déterminer le volume exploré par unité de temps (Blaxter, 1980).

De leur côté, les facteurs de l'environnement qui caractérisent le milieu sont susceptibles de faciliter, retarder, ou même inhiber l'apprentissage de la chasse. Les auteurs s'accordent sur le fait que les plus importants sont les caractéristiques trophiques (Blaxter et Hempel, 1963 ; Jones et Houde, 1981), les conditions d'éclairement (Kiyono et Hirano, 1981 ; Tandler et Mason, 1983) et l'hydrodynamique du milieu (Shelbourne, 1968 ; Barahona-Fernandes, 1978a) :

- les caractéristiques de la nourriture s'évaluent surtout en terme d'accessibilité. S'il s'agit de proies vivantes, cette accessibilité dépend de la nature de la proie, de son comportement et ses possibilités d'échappement au prédateur, de son appétence et de son abondance.
- les facteurs ambiants, comme l'éclairement et l'hydrodynamique, vont, quant à eux, intervenir sur l'activité de chasse de façon directe sur les larves ou indirecte sur les proies. La lumière, par

exemple, joue un rôle primordial chez les espèces qualifiées de chasseurs à vue comme la daurade dont la perception repose essentiellement sur ses capacités visuelles (Blaxter et Staines, 1971 ; Houde, 1973 ; Hunter, 1980 ; Tandler et Mason, 1984). Dans ce cas, l'intensité lumineuse intervient au niveau de l'acuité visuelle sur la sélection et le repérage des proies, et la photopériode au niveau du temps disponible pour la prospection. L'ensemble détermine le nombre de proies ingérées. L'éclairement comme l'hydrodynamique conditionnent également la répartition spatiale des larves et/ou des proies (Kentouri, 1985).

L'ensemble de ces facteurs internes et externes à la larve vont donc diminuer ou augmenter la probabilité de rencontre proie / prédateur. La réussite de l'entrée dans la vie trophique se quantifie donc pour la larve, par une augmentation de l'activité de chasse et du nombre de proies consommées et s'exprime par une croissance régulière et une survie élevée. Or nos premiers élevages larvaires de *Sparus auratus* se soldaient systématiquement par une mortalité totale du cheptel au 10ème jour. A cet âge, les larves ont épuisé leurs réserves vitellines mais ne consomment pas la proie distribuée : la majorité des tubes digestifs sont vides.

Une première approche nous conduit donc à vérifier si ces échecs répétés pouvaient provenir :

- d'une inadéquation des conditions d'éclairement en termes d'intensité ou de photopériode aux capacités de perception de la larve,
- de l'incompatibilité de la taille des proies avec les dimensions de la bouche de la larve,
- de conditions hydrodynamiques inadaptées aboutissant à une mauvaise répartition des proies et/ou des larves dans le milieu.

Nous avons admis (cf. Chapitre I) que la nature de la proie, le rotifère, *Brachionus plicatilis*, et les quantités distribuées aux larves étaient adaptées aux besoins de *Sparus auratus*, les premiers jours de l'élevage.

Ces essais préliminaires sont essentiellement fondés sur l'évaluation du taux de vacuité du tube digestif des larves.

II.2 ESSAI 1 : INFLUENCE DE L'ECLAIREMENT (PHOTOPERIODE ET INTENSITE) SUR L'ACTIVITE DE CHASSE DES LARVES PENDANT LES PREMIERS JOURS DE L'ELEVAGE

L'effet combiné de deux intensités lumineuses (100 et 1500 lux) et de deux photopériodes (12 et 24 heures) est étudié pendant les premiers jours d'alimentation. Le choix de ces valeurs repose sur des données bibliographiques concernant plusieurs espèces de larves pélagiques dont *Sparus auratus* elle-même. Ainsi Tandler et Mason (1983) observent une meilleure survie des larves lorsqu'elles sont élevées sous une intensité de 1370 lux plutôt que 205 lux. Chez *Mugil cephalus* l'optimum se situe à 1400 lux (Nash et Shehaded, 1980). Chez *Dicentrarchus labrax*, les larves se nourrissent et se développent normalement dans une gamme d'intensité comprise entre 100 et 5000 lux (Barahona-Fernandes, 1979 ; Ronzani Cerqueira, 1986). Enfin, Blaxter (1962) montre que la larve de *Clupea harengus* ne s'alimente qu'entre 100 et 1500 lux.

En ce qui concerne la photopériode, Ronzani Cerqueira (1986) observe une meilleure survie chez les larves de *Dicentrarchus labrax* pour une photophase de 9 heures comparée à 24 heures. Alessio (1975) recommande 12 à 16 heures d'éclairage pour optimiser la survie des larves de *Sparus auratus*, alors que Tandler et Mason (1983) et Tandler et Helps (1985) obtiennent une meilleure survie sous lumière continue. Enfin en Méditerranée, la daurade pond entre Octobre et Décembre ; les larves se développent donc pendant une période où la durée du jour est comprise entre 9 et 12 heures.

Notre expérience s'effectue dans 8 bassins cylindroconiques fonctionnant en circuit ouvert. Chaque couple intensité-photopériode est répliqué et comme témoins, deux élevages sont nourris mais maintenus à l'obscurité alors que deux autres élevages sont éclairés (24 heures de photopériode et intensité 1500 lux) et à jeun. L'éclairage est dispensé dès le 5^{ème} jour. Les intensités lumineuses sont mesurées à la surface de l'eau et au centre de chaque bassin. La densité larvaire de départ est de 100 individus par litre. Le renouvellement en eau est de 20 % du volume par heure et la température est fixée à 20° C. Dès l'ouverture de la bouche, le rotifère, *Brachionus plicatilis*, est distribué aux larves à raison de 7 à 10 proies par millilitre.

Pour chaque élevage, les contenus digestifs des larves sont déterminés tous les jours, 2 heures après la distribution de nourriture, à partir d'échantillons de 100 larves. Les résultats sont exprimés en pourcentage, par le rapport du nombre de tubes digestifs contenant des proies et du nombre total de tubes digestifs examinés.

Résultats et discussion

Une mortalité importante au 8ème jour et totale au 10ème jour est constatée dans tous les bassins à l'exception du doublet soumis à l'intensité maximale (1500 lux) et à la photopériode de 24 heures. Il semble donc que dans nos conditions expérimentales, seule une photopériode de 24 heures couplée à une intensité de 1500 lux permet aux larves de survivre. Les mortalités différentielles observées sont fortement corrélées à une prise de nourriture différente d'un élevage à l'autre (Fig. 4).

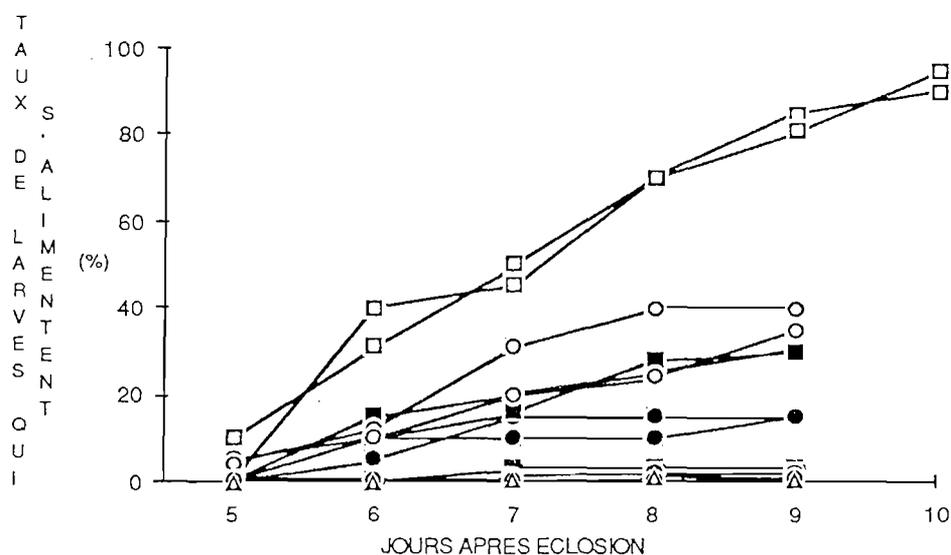


Figure 4 : Evolution temporelle du taux de larves de *Sparus auratus* qui s'alimentent lorsqu'elles sont soumises à différentes valeurs d'éclairage et de photopériode ; (□) 1500 lux et 24 heures ; (○) 1500 lux et 12 heures ; (■) 100 lux et 24 heures ; (●) 100 lux et 12 heures ; (▲) larves maintenues à l'obscurité ; (△) larves à jeun et maintenues en lumière continue.

Le pourcentage d'animaux ayant réussi à se nourrir dans les élevages où la mortalité est totale oscille au 8ème jour entre 10 et 40 %, alors qu'il atteint 90 et 95 % pour le doublet soumis à la plus forte intensité et maintenu en lumière continue. Enfin, seulement 2 à 3 % des animaux maintenus à l'obscurité s'alimentent. L'observation des courbes montre aussi que le nombre de larves qui se nourrissent augmente avec l'âge. Si nous analysons les données au 9ème jour, nous constatons que pour une même intensité (100 ou 1500 lux), 2 fois plus de larves réussissent à s'alimenter dans les élevages maintenus en lumière continue comparés à ceux soumis à une

photopériode de 12 heures. Inversement, pour une photopériode donnée (12 heures ou 24 heures), le nombre de larves présentant des proies dans leurs tubes digestifs est environ 3 fois plus important dans les élevages sous 1500 lux que dans ceux sous 100 lux.

Nos résultats laissent donc supposer qu'un seuil minimum d'intensité est nécessaire pour qu'une activité de chasse importante se déclenche et qu'une longue durée d'éclairement est indispensable pour qu'une majorité de larves puisse se nourrir. Ceci s'explique sans doute par le fait qu'à l'entrée dans la vie trophique, les larves ont une efficacité de prospection faible, des réflexes lents et présentent une rétine pourvue uniquement de cônes responsables de la vision diurne. Ces derniers permettent une meilleure perception à de fortes intensités. Le développement des bâtonnets accompagné de l'apparition des réponses rétinomotrices n'aura lieu que plus tard, peu avant la métamorphose (Neave, 1984a ; Guma'a, 1982).

Chez les planctonophages en général la vision joue un rôle prépondérant dans la prise de nourriture (Sbikin, 1974 ; Manteyfel, 1967) par opposition aux benthophages qui utilisent d'autres sens comme l'olfaction, la baroréception ou encore des signaux acoustiques et électriques (Romanenko et Protasov, 1963 chez l'esturgeon). Les larves de *Sparus auratus* sont classées parmi les "chasseurs visuels" (Tandler et Mason, 1984), comme d'ailleurs de nombreuses autres espèces de poissons marins (Blaxter, 1965, 1966, 1968a, 1968b ; Blaxter et Staines, 1970 ; Houde et Palko, 1970 ; Houde, 1972). A l'obscurité ou à des valeurs d'éclairement inférieures à l'intensité seuil, une certaine activité de chasse persiste, quoique très réduite. Elle peut s'expliquer soit par la chémoréception, soit par une rencontre larve-proie aléatoire ou encore par le sens tactile. Tandler et Mason (1984) montrent cependant que la chémoréception n'est pas le mécanisme déterminant l'orientation chez *Sparus auratus* lorsque la concentration en proies dans le milieu est supérieure à 7 rotifères par millilitre. De plus, Peguine (1984) signale que l'activité spontanée des larves à l'obscurité étant très réduite, la rencontre aléatoire larve-proie est très faible. Ainsi, seul le sens tactile ou la présence d'un réseau de neuromastes bien développé chez les jeunes larves pourrait expliquer la capture des proies à l'obscurité ou à de faibles intensités (Iwai, 1980 ; Kentouri, 1985).

En ce qui concerne la photopériode, nos résultats s'expliquent certainement par le fait qu'une longue durée d'éclairement, en augmentant le temps de prospection, permet à un plus grand nombre de larves de s'alimenter (Sbikin, 1974 ; Dowd et Houde, 1980).

En résumé, une intensité lumineuse au moins supérieure à 100 lux, et un éclairage continu sont complémentaires et nécessaires aux larves de *Sparus auratus*, les premiers jours de la vie larvaire.

II.3 ESSAI 2 : INFLUENCE DE LA TAILLE DES PROIES ET DE LA TURBULENCE DU MILIEU (EFFET DU BULLAGE) SUR L'ACTIVITE DE CHASSE DES LARVES PENDANT LES PREMIERS JOURS DE L'ELEVAGE

6 bassins cylindroconiques de 500 litres sont utilisés pour cette expérience. Les conditions générales d'élevage et les résultats positifs de l'essai 1 (une photopériode de 24 heures et une intensité lumineuse de 1500 lux) sont repris pour la réalisation de cet essai.

L'effet combiné de la taille du rotifère et des conditions hydrodynamiques sont testés, à savoir :

- une classe de taille de rotifères correspondant à un refus de tamis de 80 μm et une classe correspondant à un refus de tamis de 40 μm , l'ensemble provenant d'une souche unique,
- des conditions hydrodynamiques dites "douces" où le seul mouvement du milieu est imposé par un renouvellement d'eau de 20 % par heure arrivant par le fond du bassin, et des conditions hydrodynamiques qualifiées de "turbulentes" où à l'arrivée d'eau s'ajoute un mouvement créé par la présence d'un bullage d'air de 50 $\text{ml}\cdot\text{mn}^{-1}$ dispensé par une pierre poreuse située à la base de la partie conique des bassins.

La fin de l'expérience est déterminée par la mortalité de deux élevages maintenus à jeun placés, eux aussi, dans les conditions hydrodynamiques précitées.

Pour chaque élevage, les contenus digestifs des larves sont déterminés chaque jour à partir d'échantillons de 100 larves. Les résultats sont exprimés en pourcentages, par le rapport du nombre de tubes digestifs contenant des proies au nombre total de tubes digestifs examinés.

Résultats et discussion

Les classes de taille des rotifères utilisés sont représentées figure 5 :

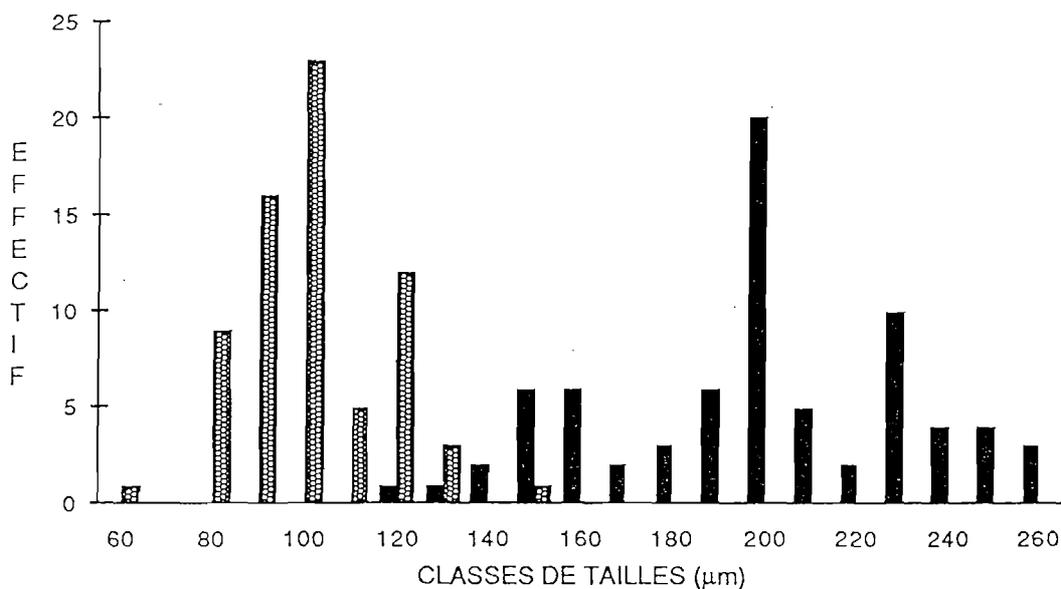


Figure 5 : Distribution des fréquences de taille des rotifères. (■) rotifères correspondant à un refus de tamis de 80 µm ; (▨) rotifères correspondant à un refus de tamis de 40 µm.

Le mode des rotifères filtrés sur 40 µm se situe à 100 µm, celui des rotifères filtrés sur 80 µm se situe à 200 µm.

L'examen de la figure 6 (p. 36) nous apprend que les différences qui apparaissent entre les différents élevages proviennent des différentes conditions hydrodynamiques testées, plutôt que de la taille du rotifère.

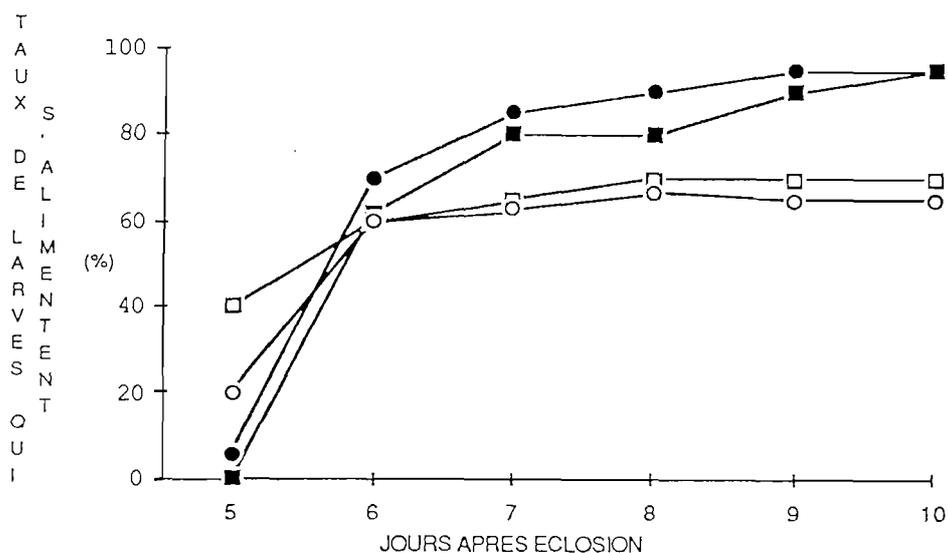


Figure 6 : Evolution temporelle du taux de larves de *Sparus auratus* qui s'alimentent lorsqu'elles sont soumises à différentes conditions hydrodynamiques, et nourries de rotifères de différentes tailles : (■) larves soumises à une aération et nourries de rotifères de 200 µm ; (●) larves soumises à une aération et nourries de rotifères de 100 µm ; (□) larves soumises à des conditions hydrodynamiques "douces" et nourries de rotifères de 200 µm ; (○) larves soumises à des conditions hydrodynamiques "douces" et nourries de rotifères de 100 µm.

Au premier jour d'alimentation, 20 à 40 % des larves placées en milieu "calme" se nourrissent contre 10 % seulement en milieu brassé. Les jours suivants, par contre, les résultats sont inverses : 90 à 100 % des larves s'alimentent normalement en milieu brassé contre 70 % en milieu calme.

Si l'aération perturbe les larves le premier jour d'alimentation, elle favorise cependant nettement la prise de nourriture par la suite. Il semblerait qu'elle contribue à une meilleure homogénéité des proies et/ou des larves dans le milieu, augmentant ainsi la probabilité de rencontre proie-prédateur.

Cette hypothèse a été vérifiée par une étude de la répartition spatiale des larves et des proies dans le milieu d'élevage. Pour cela, 30 prélèvements de 250 ml ont été réalisés au hasard en différents points de chaque bassin suivant la technique décrite au chapitre I, une heure après la distribution de la nourriture et au 6ème jour d'élevage. Pour chaque échantillon, les larves sont dénombrées et

la concentration en rotifères, déterminée sous microscope, est exprimée en nombre d'individus par millilitre. Les résultats sont représentés dans le tableau 5 et le type de répartition est testé à l'aide du test χ^2 (Elliot, 1977).

Tableau 5 : Dénombrement des rotifères (*Brachionus plicatilis*) et des larves de *Sparus auratus* dans 4 bassins d'élevage soumis à des conditions hydrodynamiques "douces" ou "turbulentes". n : nombre d'échantillons ; m : nombre moyen de larves dans 250 ml ou nombre moyen de proies par millilitre ; S : écart-type ; $\chi^2 = S^2(n-1)/m$; P : probabilité.

Conditions hydrodynamiques	"Turbulentes"				"Douces"			
	Proies		Larves		Proies		Larves	
Individus concernés	1	2	1	2	1	2	1	2
Bassin	1	2	1	2	1	2	1	2
n	30.00	30.00	30.00	30.00	30.00	30.00	30.00	30.00
m	10.13	9.36	22.00	21.25	9.36	7.30	20.93	21.00
S	2.48	2.61	4.01	3.72	6.43	6.62	3.81	3.46
χ^2	17.69	21.15	21.19	18.88	128.27	174.30	20.11	16.53
P	0.950	0.853	0.852	0.924	0.000	0.000	0.889	0.969

Dans les deux types d'élevage, la distribution des larves correspond à une répartition de type aléatoire, alors que la distribution des proies est nettement agrégative lorsque le milieu est dépourvu d'aération. La seule présence d'un renouvellement d'eau de 20 % par heure par le fond des bassins suffit à homogénéiser les larves mais pas les proies. Ces dernières constituent des essaims plutôt localisés en surface et dans les endroits les plus éclairés.

Ceci confirme notre hypothèse de départ de la nécessité d'une bonne homogénéité des proies et des larves dans le milieu pour maximiser l'efficacité de prédation et diminuer l'effort de prospection.

De tels résultats ont déjà été observés chez *Dicentrarchus labrax* par Barahona-Fernandes (1978a) qui constate que de faibles taux d'aération s'accompagnent fréquemment de mortalités. L'auteur explique ce phénomène par une modification du comportement et des capacités de prédation des larves et par des différences de qualité d'eau liées à la turbulence du milieu. Shelbourne (1968) et Alessio (1975) expliquent pour leur part que l'aération est bénéfique, car elle réduit le taux de

métabolites accumulés qui résulte de l'activité respiratoire des larves, des proies et des bactéries. Dans notre cas il est peu probable qu'une différence de composition chimique de l'eau ou de taux d'oxygène puisse intervenir car l'apport d'eau neuve est important et réalisé en continu.

Cette expérience nous apprend également qu'indépendamment des autres facteurs testés, la larve de *Sparus auratus* est capable, dès l'ouverture de la bouche, d'ingérer indifféremment des proies d'une longueur moyenne de 100 μm ou de 200 μm . Ceci confirme les observations de Kentouri (1985) qui constate qu'à l'entrée dans la vie trophique, la larve de *Sparus auratus* est capable de consommer des proies d'une longueur comprise entre 26 et 237 μm avec un préférendum de 140 μm . Pour Alessio (1975) et Alessio *et al.*, (1976), la longueur de la proie pour *Sparus auratus* ne devrait pas excéder 160 μm . Pour Villani (1976), cette longueur devrait être inférieure à 100 μm , taille qui correspond à l'ouverture maximale de la bouche des larves à l'entrée dans la vie trophique. Cette taille serait de 200 μm chez les larves âgées de 6 jours (Ramos, 1978). Enfin, pour augmenter la survie des larves de *Siganus guttatus*, Duray (1986) préconise durant la période critique, des rotifères de longueur inférieure à 90 μm .

En tout état de cause, il semblerait que les souches de *Brachionus plicatilis* actuellement utilisées soient d'une taille relativement bien adaptée aux premiers jours d'alimentation de la larve de *Sparus auratus*.

II.4 CONCLUSION

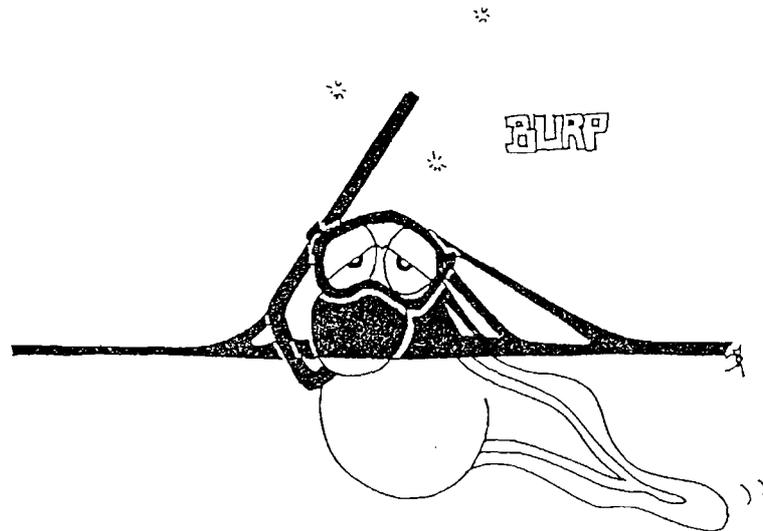
Pour les 10 premiers jours d'élevage, un éclairage continu, une intensité lumineuse de 1500 lux et un milieu légèrement brassé (renouvellement d'eau de 20 % par heure par le fond et une aération de 50 ml.mn^{-1}) semblent permettre aux larves de *Sparus auratus* d'effectuer correctement leur entrée dans la vie trophique. La taille du rotifère *Brachionus plicatilis* peut être comprise entre 100 et 200 μm .

Ces résultats ne constituent, bien entendu, que les bases grossières de la technique que nous cherchons à mettre au point. Elles seront affinées dans les chapitres suivants pour une période d'élevage plus longue. Mais avant d'envisager l'amélioration de cette technique, il nous faut résoudre le problème important des anomalies de développement de la vessie natatoire chez les jeunes larves. Ceci fait l'objet du chapitre suivant.

CHAPITRE III

QUALITE DES LARVES

AMELIORATION DU TAUX D'INFLATION PRIMAIRE DE LA
VESSIE NATATOIRE DE *SPARUS AURATUS* ELEVEE EN
CONDITIONS INTENSIVES.



III.1 INTRODUCTION

L'absence de développement de la vessie natatoire des poissons marins représente un problème majeur pour l'élevage larvaire de nombreuses espèces. Les individus dépourvus de vessie natatoire fonctionnelle présentent en effet un ralentissement de croissance (Giavenni et Doimi, 1983 ; Chatain, 1987), des malformations squelettiques de type lordotique (Paperna, 1978 ; Kitajima, 1978 ; Chatain, 1982) et en cas de stress, une mortalité accrue (Chatain et Dewavrin, 1989 ; Chapman *et al.*, 1988). Dans les élevages de daurade réalisés au cours de ces dernières années, la proportion d'individus présentant une inflation correcte de la vessie natatoire se situe, en général, entre 0 % et 25 %. Ce faible résultat, qui représente un point de blocage important dans l'élevage intensif de cette espèce, nous a amené à rechercher les causes éventuelles de cette absence d'inflation. Chez certaines espèces, notamment la daurade *Pagrus major*, on a pu inhiber expérimentalement l'inflation primaire de la vessie natatoire en couvrant la surface de l'eau d'une couche d'huile minérale (paraffine), interdisant ainsi aux larves l'accès à la surface (Ledebur, 1938 ; Hunter et Sanchez, 1976 ; Doroshev et Cornacchia, 1979 ; Kitajima *et al.*, 1981). Ces différents auteurs concluaient qu'une prise d'air ("gulping") était indispensable aux larves pour déclencher la première inflation. Par ailleurs, nous avons souvent observé, dans nos élevages de daurade, la présence d'un important film gras superficiel apparaissant systématiquement dès les premiers apports de nourriture vivante. Nous avons donc cherché à vérifier si le mécanisme déclenchant l'inflation de la vessie natatoire chez *Sparus auratus* nécessitait également l'accès des larves à la surface et pouvait ainsi être inhibé, au moins partiellement, par le film gras superficiel, qui rappelle, dans ses effets, la couche de paraffine. Nous avons en outre testé l'incidence de trois systèmes, conçus pour éliminer ce film naturel, sur l'amélioration éventuelle des taux d'inflation.

III.2 MATERIEL ET METHODES

Technique d'élevage

Les larves utilisées pour ces expériences proviennent de pontes naturelles de géniteurs captifs. Elles sont mises en élevage dès l'éclosion à une densité d'environ 100 individus par litre. Les bassins sont en résine et fibre de verre, de forme cylindroconique et recouverts intérieurement d'un "gel coat" noir. Leur volume utile est de 500 litres. Jusqu'à l'âge de 4 jours, les larves sont maintenues sous lumière naturelle tamisée (intensité: 15 à 20 lux ; photopériode : 12 heures). A partir du cinquième jour, un éclairage artificiel de type incandescent est utilisé en continu, après suppression de toute source de lumière extérieure. Pour chaque bassin, une ampoule à rayons

froids (PAR 38, 120 W - G.E.) située à 1.2 m au-dessus de la surface, dispense un éclairage de 1 500 lux au centre du bassin à 600 lux en périphérie. La température initiale de l'eau d'élevage, 18°C, est identique à celle des incubateurs. Elle augmente ensuite progressivement jusqu'à 20°C, de 0,5°C par jour. Le taux de renouvellement de l'eau est de 25 % par heure, le débit d'aération d'environ 50 ml par minute. La nourriture, constituée de rotifères vivants, *Brachionus plicatilis*, est distribuée dès l'ouverture de la bouche (5ème jour à 20°C). La densité de proies est ajustée deux fois par jour à 7 rotifères par millilitre.

Inhibition expérimentale de l'inflation primaire

Dans le but de vérifier l'éventuelle nécessité pour les larves d'un accès en surface, nous couvrons dès le cinquième jour qui suit l'éclosion la surface de l'eau d'un bassin à l'aide d'un film de paraffine liquide de 5 mm d'épaisseur. Les larves placées dans ce bassin subissent les conditions d'élevage classiques décrites précédemment, l'apport de nourriture étant assuré par un tuyau de 2 cm de diamètre, placé à demeure et traversant la couche de paraffine.

Systèmes de nettoyage de la surface

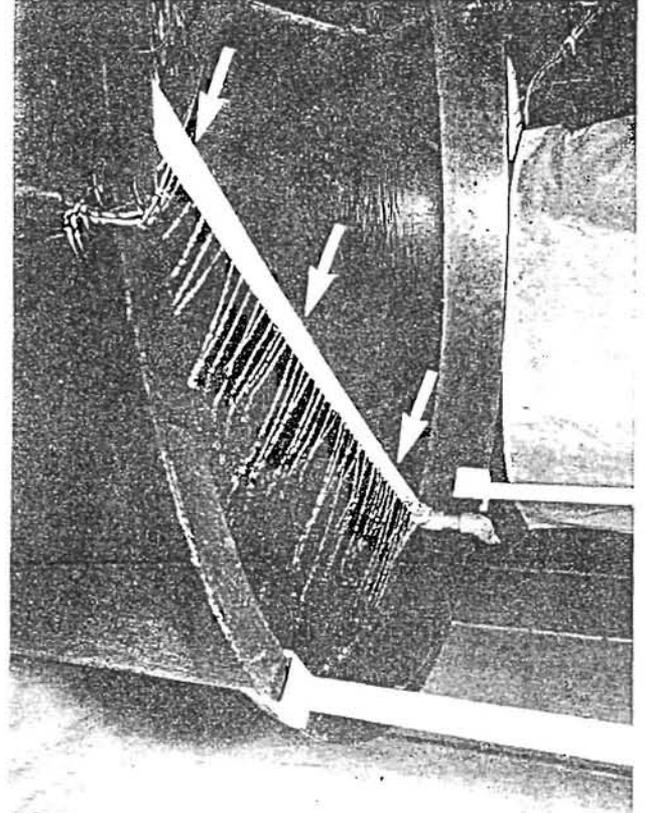
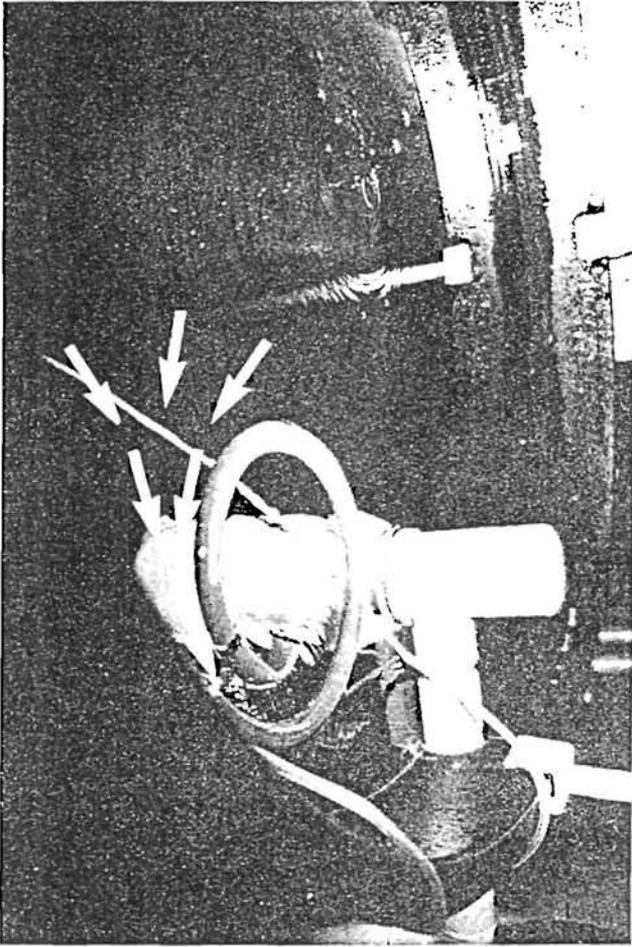
Dès la première distribution de nourriture, les bassins sont équipés de différents systèmes destinés à éliminer le film gras qui se développe en surface.

La rampe à eau : elle est composée d'un tube en PVC de 2 cm de diamètre percé sur toute sa longueur (85 cm) de trous de 1 mm espacés régulièrement de 1 cm. Ce tube, obturé à l'une de ses extrémités, est connecté au circuit d'eau de mer de chaque bassin. Il est placé en périphérie et orienté de telle façon que l'arrivée d'eau soit tangentielle à la surface et attire le film gras sur un bord du bassin (Fig. 7a, p. 42).

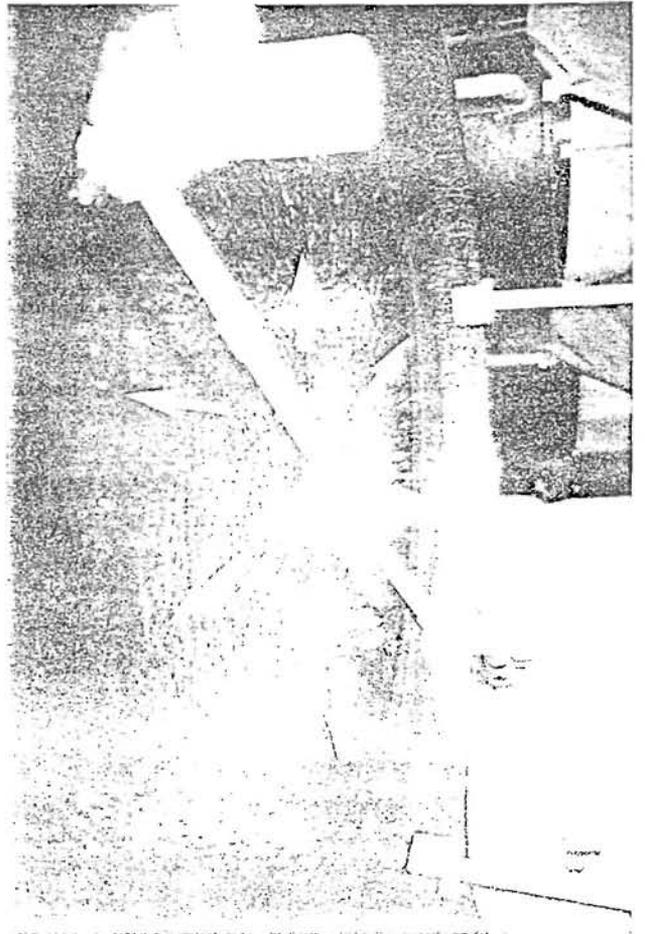
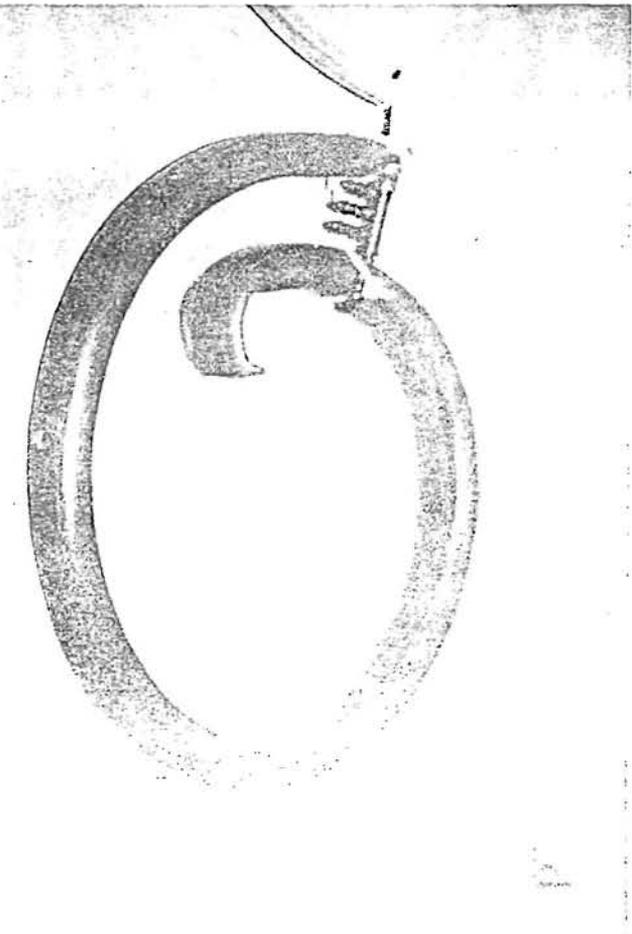
L'asperseur d'eau : c'est un asperseur fixe (EDIL., plein cercle, de portée 4 m) placé au centre du bassin, à 5 cm au-dessus de la surface. Il est connecté au circuit d'eau de mer et repousse le film gras vers la périphérie (Fig. 7b, p. 42).

La rampe à air : elle est constituée d'un tube de plastique de 3 cm de longueur et 2 mm de diamètre, percé de trois trous de 1 mm. Ce tube, obturé à l'une de ses extrémités, est connecté au circuit d'air surpressé qui alimente chaque bassin. Il est fixé à l'entrée d'un piège flottant et orienté de telle façon que l'arrivée d'air soit tangentielle à la surface et concentre le film gras dans le piège. Ce dernier est composé d'un tube en PVC, de 80 cm de longueur et 2 cm de section, moulé à chaud en forme de spirale (diamètre extérieur : 20 cm) (Fig. 7c et d, p. 42). Le matériel accumulé dans le piège est retiré à l'aide d'un bécher, de une à plusieurs fois par jour, chaque fois que cela est nécessaire.

Figure 7 : Photographies des trois systèmes destinés à éliminer le film gras qui se développe à la surface des bassins d'élevage. a : rampe à eau ; b : asperseur d'eau ; c et d : rampe à air ; —> Mouvement du film superficiel.



-a-



Chacun des trois systèmes de nettoyage est testé en réplicat et son incidence sur le taux d'inflation de la vessie natatoire est déterminée par rapport aux résultats obtenus dans un élevage témoin dont la surface ne subit aucun traitement.

Observation et mesures

Des prélèvements journaliers de 30 larves sont effectués dans chaque bassin. Elles sont anesthésiées au MS 222 puis observées par transparence au projecteur de profil Nikon V12. L'état expansé de la vessie natatoire se caractérise par la présence d'une bulle réfringente à l'intérieur de la vésicule primordiale, située entre la colonne vertébrale et la masse digestive (Chatain, 1986). Les animaux pourvus de vessie natatoire fonctionnelle sont appelés V+, ceux qui en sont dépourvus V-. Nous avons retenu la croissance comme critère de mesure d'une incidence éventuelle des différents traitements de surface sur la qualité du cheptel. Elle est déterminée tous les trois jours, par mesure de la longueur totale des larves.

III.3 RESULTATS

III.3.1 Inflation de la vessie natatoire

Les premières expansions s'observent chez des larves âgées de 10 jours dans des proportions différentes suivant les élevages (Fig. 8)

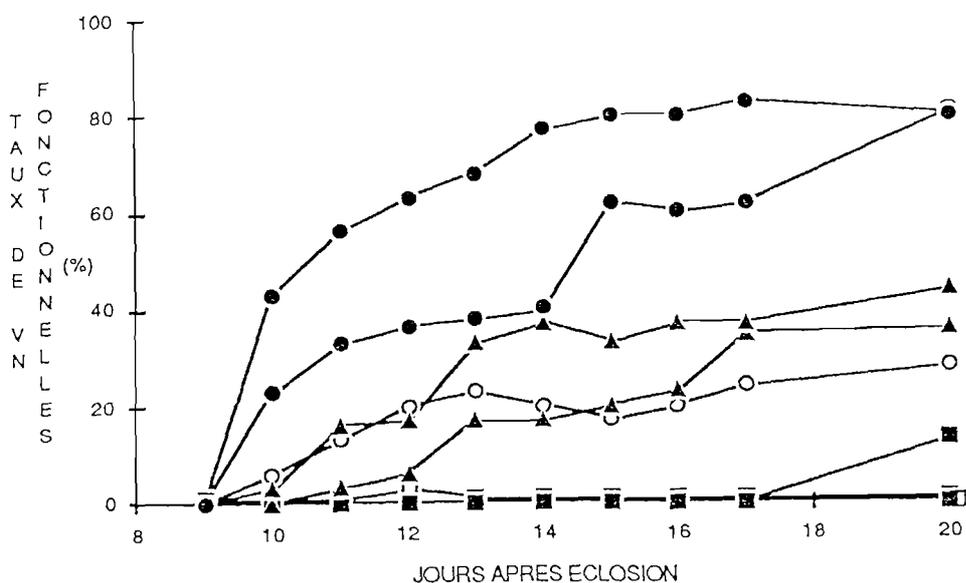


Figure 8 : Evolution temporelle du taux de vessies natatoires fonctionnelles chez les larves de *Sparus auratus* selon le type de traitement appliqué à la surface de l'eau. Surface nettoyée : rampe à eau (■) ; asperseur d'eau (▲) ; rampe à air (●). Surface couverte de paraffine liquide (□) ; témoin non nettoyé (○).

Le maximum (43 %) correspond aux bassins équipés de la rampe à air, tandis que ceux équipés de rampe à eau présentent des valeurs nulles. Le phénomène d'inflation se poursuit principalement durant les cinq jours suivants. Au delà du quinzième jour après l'éclosion, les taux de V+ n'évoluent pratiquement plus. Les animaux placés sous paraffine n'ont jamais présenté de vessies fonctionnelles. En fin d'expérience, au 20ème jour, la comparaison des taux d'inflation obtenus pour chacun des nettoyeurs avec le pourcentage de V+ du lot témoin (28 %, Tableau 6) montre que la rampe à air a une incidence positive sur le mécanisme de l'inflation (80 et 81% de V+) alors que la rampe à eau semble inhiber le phénomène (0 et 13 %). L'asperseur d'eau, quant à lui, donne des résultats équivalents (36 et 44 %) à ceux du témoin.

Tableau 6 : Comparaison du taux de vessies natatoires fonctionnelles (V+) obtenu 20 jours après l'éclosion, dans des élevages dont la surface est nettoyée et du taux de vessies fonctionnelles obtenu dans l'élevage témoin. Test U, méthode de l'erreur standard avec transformation angulaire (Dagnelie, 1975). P : probabilité.

SYSTEMES DE NETTOYAGE	RAMPE A EAU		ASPERSEUR D'EAU		RAMPE A AIR		TEMOIN
	1	2	1	2	1	2	
REPETITION							
V + (%)	0	13	36	44	80	81	28
Test U	5.249	2.254	0.969	1.870	5.682	5.769	-
P	0.000	0.024	0.332	0.061	0.000	0.000	-

III.3.2 Croissance

La croissance en longueur des larves est représentée figure 9 en fonction de leur âge.

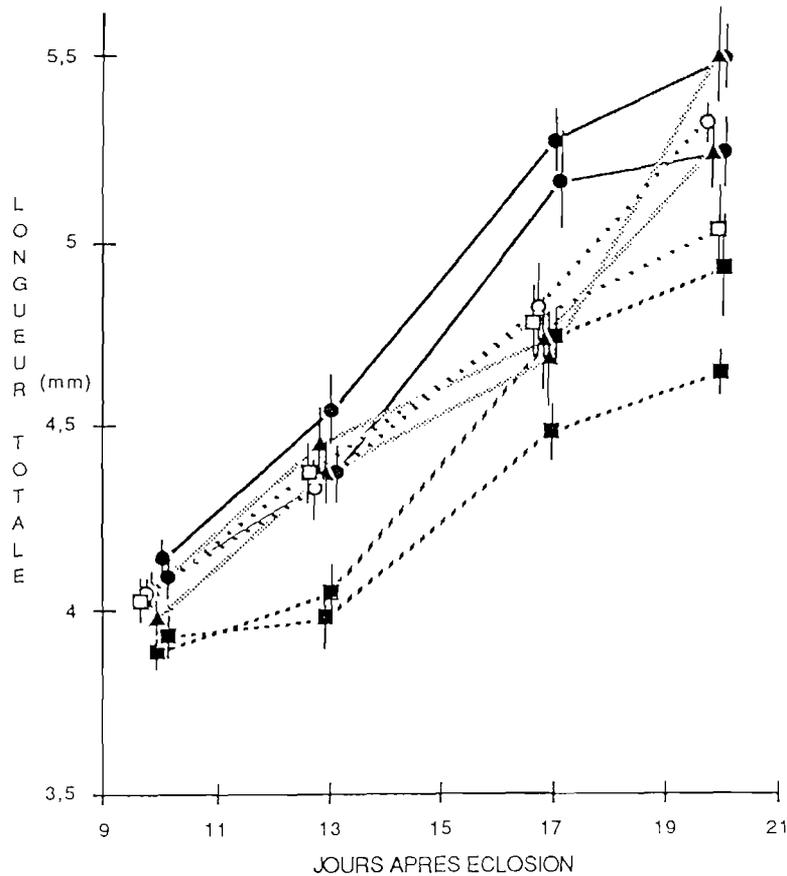


Figure 9 : Croissance en longueur des larves de *Sparus auratus* selon le type de traitement appliqué à la surface de l'eau. Surface nettoyée : rampe à eau (■) ; asperseur d'eau (▲) ; rampe à air (●). Surface couverte de paraffine liquide (□) ; témoin non nettoyé (○).

Au moment où apparaissent les premières vessies expansées, la taille moyenne des individus, tous bassins confondus, est de 4.0 mm (10 jours). Un examen global des différentes courbes montre que les larves provenant des bassins équipés de rampe à eau présentent, tout au long de l'expérience, la croissance la plus lente. Les larves provenant des bassins équipés de rampe à air présentent la croissance la plus rapide. En fin d'expérience (20ème jour), on note des différences de taille significatives selon les lots. La taille moyenne des larves placées sous rampe à air ou asperseur d'eau est au moins équivalente à celle des larves témoins et nettement supérieure à la taille des larves placées sous paraffine (Tableau 7, p.47). A l'inverse, les animaux placés sous

rampe à eau ont une taille très inférieure à celle des larves témoins et au mieux équivalente à la taille des larves élevées sous paraffine.

Tableau 7 : Comparaison de la longueur moyenne de larves, âgées de 20 jours, issues d'élevages dont la surface est nettoyée et de la longueur moyenne de larves issues soit d'un élevage témoin, soit d'un élevage réalisé sous paraffine: Test t (Sokal et Rohlf, 1981). P : probabilité.

SYSTEMES DE NETTOYAGE	RAMPE A EAU		ASPERSEUR D'EAU		RAMPE A AIR		TEMOIN	PARAFFINE
	1	2	1	2	1	2	1	1
Longueurs moyennes et intervalle de confiance (mm)	4.64±0.06	4.93±0.013	5.25±0.09	5.50±0.12	5.49±0.09	5.24±0.09	5.32±0.06	5.03±0.10
Test t (témoin)	15.772	4.651	1.396	- 3.005	- 3.174	1.239	—	—
P	0.0000	0.0002	0.1788	0.0073	0.0050	0.2304	—	—
Test t (paraffine)	7.051	0.97	- 3.142	- 6.294	- 6.998	- 3.193	—	—
P	0.0000	0.3442	0.0054	0.0000	0.0000	0.0048	—	—

III.4 DISCUSSION

La morphologie de la vessie natatoire sert de base à une classification des téléostéens en deux groupes : chez les physostomes, la vessie est reliée de façon permanente au tube digestif par le canal pneumatique. Chez les physoclistes, auxquels appartient *Sparus auratus*, ce canal dégénère avant l'âge adulte.

Deux processus différents, complexes et encore mal connus, peuvent être à l'origine de la première inflation de la vessie gazeuse des poissons. Ils ont été décrits tant chez les physostomes que chez les physoclistes (Lagler *et al.*, 1962). Chez certaines espèces, l'inflation résulte d'une production de gaz liée à la vacuolisation de l'épithélium glandulaire de la vessie (Mc Ewen, 1940), au fonctionnement du *rete mirabile* ou de la glande à gaz (Copeland, 1969 ; Schwarz, 1971), à la dégradation de matériel organique (Powers, 1932), ou encore à la digestion (Johnston 1953). D'autres espèces gobent en surface l'air nécessaire à cette inflation primaire, qui est véhiculée du tube digestif à la vessie par le canal pneumatique. Ce deuxième mécanisme a été confirmé expérimentalement chez *Gasterosteus aculeatus* (Von Ledebur et Wunder, 1938),

Engraulis mordax (Hunter et Sanchez, 1976), *Morone saxatilis* (Doroshev et Cornacchia, 1979 ; Chapman *et al.*, 1988), *Pagrus major* (Kitajima *et al.*, 1981) et *Macquaria novemaculeata* (Battaglione et Talbot, 1989). Chez ces espèces, en effet, on a pu inhiber artificiellement l'inflation primaire en scellant la surface de l'eau à l'aide d'un film de paraffine liquide. De par sa viscosité élevée, ce dernier représente, pour des larves de quelques millimètres une barrière mécanique qui, en interdisant l'accès à la surface, empêche la prise d'air nécessaire à l'inflation primaire de la vessie. L'absence totale d'inflation que nous observons dans le bassin scellé à l'aide de paraffine démontre que ce mécanisme s'applique également à *Sparus auratus*. De plus, la présence occasionnelle de gouttelettes de paraffine dans le tube digestif et la vessie natatoire des larves confirme qu'elles ont tenté de gober de l'air en surface.

Chez *Pagrus major*, Kitajima *et al.*, (1981) ont montré que cet accès s'effectue lorsque les larves mesurent entre 3.5 et 4.0 mm, taille correspondant au seul moment où le canal pneumatique est fonctionnel ainsi que l'ont démontré les travaux histologiques de Yamashita (1966, 1982). Chez *Sparus auratus*, l'inflation primaire ne peut s'effectuer que chez des larves mesurant entre 4.0 et 5.0 mm de longueur totale (Chatain, 1986). Par analogie avec *Pagrus major*, on peut émettre l'hypothèse que le canal pneumatique dégénère au delà de cette taille.

La présence du film gras se développant dans les bassins dès les premiers jours d'élevage représente pour les larves un obstacle naturel à la prise d'air en surface et coïncide avec les taux d'inflation faibles habituellement observés. Son origine et son importance sont variables. Chez *Pagrus major*, par exemple, il est lié à la pratique d'élevages en eaux vertes, à un renouvellement tardif de l'eau ou encore à des densités de proies élevées (Chatain, 1982). Chez *Sparus auratus*, il provient essentiellement des huiles destinées à améliorer la qualité nutritive des proies servant aux larves. Les systèmes que nous avons développés, dans le but de supprimer ce film, sont d'une efficacité technique équivalente. Cependant, seule la rampe à air associée au piège permet d'améliorer sensiblement les taux de vessies expansées (80 %) par référence aux élevages sans traitement de surface (28 %). Cette différence laisse supposer que les deux autres systèmes, bien que capables de supprimer correctement le film de surface, ont des effets secondaires qui inhibent fortement (asperseur), voire totalement (rampe à eau) l'inflation. Ces deux systèmes fonctionnent par projection d'eau de mer en surface et induisent, de ce fait, des turbulences de la couche superficielle. Il est vraisemblable que cette agitation continue, particulièrement importante dans le cas de la rampe à eau, empêche la fraction des larves incapables de s'y opposer d'accéder correctement à la surface et/ou de gober l'air en temps voulu. Des résultats analogues ont déjà été signalés en cas de bullage trop important, chez *Pagrus major* (Iseda *et al.*, 1978 ; Chatain 1982),

chez *Acanthopagrus curvieri* (Al-Abdul-Elah, 1983 ; Chapman *et al.*, 1988) et chez *Macquaria novemaculeata* (Battaglione et Talbot, 1989) ou lorsqu'un puissant courant de surface est créé à l'aide d'un ventilateur (Kitajima *et al.*, 1981). Une vérification complémentaire des effets néfastes de la turbulence a été obtenue en supprimant le film gras à l'aide d'un émulsifiant alimentaire hydrophile, le TWEEN 80 (polysorbate 80 ; dilution 1/10ème). Ce produit, qui désagrège le film gras sans induire de modification de l'hydrodynamisme, favorise l'inflation tout comme la rampe à air, de manière significative (70 %). Cette méthode ne peut cependant être retenue car l'émulsifiant utilisé s'avère, à terme, toxique pour les larves.

Les divers systèmes testés induisent également de fortes différences de croissance, les animaux placés sous rampe à air présentant les croissances les plus rapides. Durant les deux premières semaines d'élevage, les larves soumises aux effets de la rampe à eau et de l'asperseur doivent sans doute leur faible croissance à la diminution de leur capacité de prédation du fait des turbulences. Par la suite, les différences de croissance sont à relier au fait que cette dernière est, en général, nettement ralentie chez des animaux dépourvus de vessie natatoire fonctionnelle, comme cela a déjà été démontré chez cette espèce et chez *Dicentrarchus labrax* (Chatain, 1987).

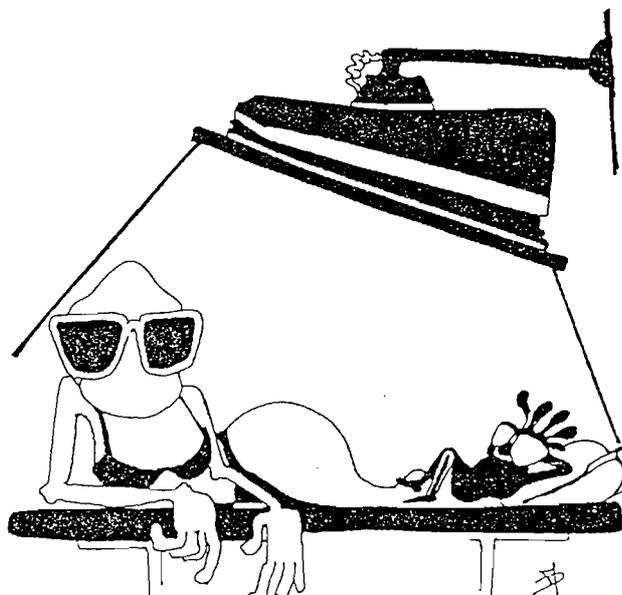
III.5 CONCLUSION

L'inflation primaire de la vessie natatoire est déclenchée, chez la larve de *Sparus auratus*, par prise d'air en surface. La présence d'un film gras superficiel ou encore une agitation trop importante du milieu d'élevage peut l'inhiber en empêchant les larves d'accéder à la surface. Les performances des techniques d'élevage de cette espèce peuvent, en conséquence, être fortement accrues en supprimant ce film gras. Le système de rampe à air que nous proposons, simple et peu coûteux, élimine ce film en le concentrant dans un piège et permet ainsi d'obtenir des taux d'inflation de l'ordre de 80 %. Son emploi ne diminue pas la qualité des larves produites, les taux de croissance observés étant au moins égaux à ceux obtenus par les méthodes classiques.

CHAPITRE IV

QUALITE DE L'ENVIRONNEMENT

ETUDE DE L'INFLUENCE DE L'ECLAIREMENT, DE LA
PHOTOPERIODE ET DU CONTRASTE PROIE / MILIEU



IV.1 INFLUENCE DE L'ECLAIREMENT SUR LA CROISSANCE, LA SURVIE, L'INFLATION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE ET LA PREMIERE PRISE DE NOURRITURE DES LARVES DE *SPARUS AURATUS*

IV.1.1 INTRODUCTION

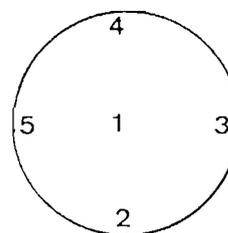
Les préférences lumineuses des poissons pélagiques sont en général mal connues parce qu'elles varient, non seulement d'une espèce à l'autre, mais aussi pour une même espèce en fonction du stade de développement. L'éclairage est un facteur très impliqué dans les modifications du comportement et plus spécialement alimentaire, en agissant directement sur l'intensité de prédation (Kiyono et Hirano, 1981 ; He *et al.*, 1983) ou sur le rythme alimentaire (Girsa, 1975 ; Manteifel *et al.*, 1978). Ses effets seront donc directement appréciables à travers la croissance et la survie des espèces étudiées. Nous avons pu déterminer que le seuil minimal pour la réussite de l'entrée dans la vie trophique de la larve de *Sparus auratus*, devait être supérieur à 100 lux (cf. § II.2). Nous rechercherons donc les valeurs d'éclairage optimales de l'espèce, pour les 30 premiers jours de l'élevage, pour des intensités supérieures ou égales à 150 lux. Nous étudierons plus spécialement le comportement alimentaire lors de la première prise de nourriture et contrôlerons la qualité des larves par le biais du déroulement normal du processus d'inflation primaire de la vessie natatoire.

IV.1.2 CONDITIONS EXPERIMENTALES

L'expérience est réalisée dans huit bassins cylindroconiques entièrement peints en noir et fonctionnant en circuit fermé. Les conditions d'élevage utilisées sont " standard " (cf. § I.3) à l'exception des conditions d'éclairage. Les larves sont maintenues sous lumière naturelle tamisée (intensité 15 à 20 lux, photopériode naturelle) jusqu'au quatrième jour qui suit l'éclosion, puis un éclairage artificiel est dispensé en continu par des tubes fluorescents après suppression de toute source de lumière extérieure. La gamme d'intensités lumineuses qui est testée varie de 150 à 1300 lux (Tableau 8, p.52).

Tableau 8 : Valeurs d'éclairement utilisées du 4ème au 30ème jour qui suit l'éclosion. Mesures effectuées à la surface de l'eau en 5 points de chaque bassin.

Bassins	Eclairement (lux)				
	1	2	3	4	5
A ₁ - A ₂	1300	1000	1000	1100	950
B ₁ - B ₂	600	450	500	450	500
C ₁ - C ₂	300	250	250	200	250
D ₁ - D ₂	150	110	130	110	130



Les rotifères sont distribués en deux rations de 5 millions chacune par bassin, dès le 4ème jour d'élevage. La première distribution à 9 h est constituée de rotifères enrichis en lipides et la seconde à 15 h est constituée de rotifères enrichis dans un mélange protéique (cf. § I.3.4.2).

Dès la première distribution de nourriture, les bassins sont équipés d'une rampe à air et de son piège flottant pour nettoyer la surface (cf. § III).

Les mesures de croissance et l'évaluation des taux de vessies natatoires fonctionnelles sont effectuées tous les 3 à 4 jours, depuis le 4ème jour qui suit l'éclosion jusqu'à la fin de l'expérience (30 jours). La survie est évaluée le dernier jour d'élevage.

IV.1.3 RESULTATS

IV.1.3.1 Croissance

L'évolution de la longueur des larves est représentée figure 10 en fonction de leur âge.

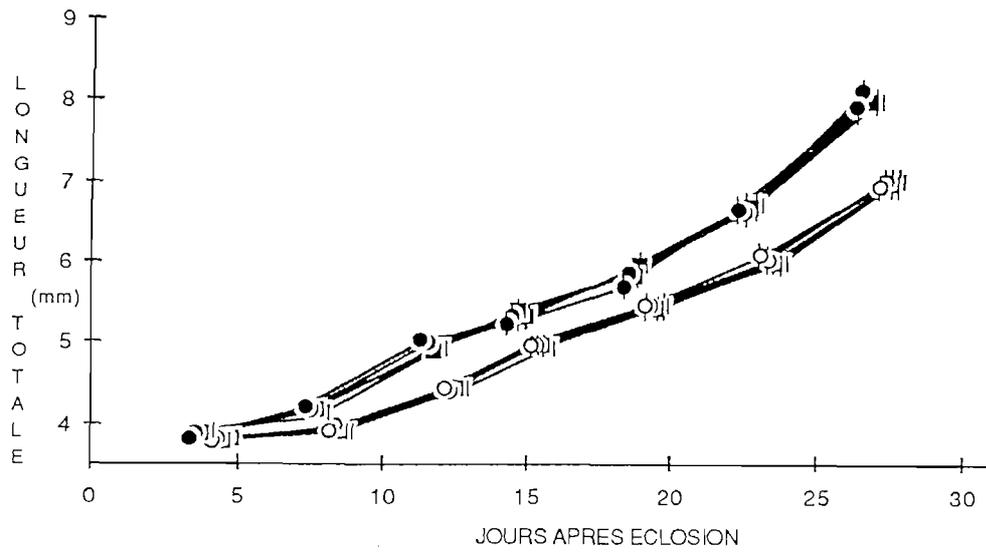


Figure 10 : Croissance en longueur des larves de *Sparus auratus* élevées sous 4 niveaux d'éclairage différents : 1300 lux (●) ; 600 lux (■) ; 300 lux (○) et 150 lux (□).

En début d'élevage, les larves mesurent en moyenne 3.8 mm. En fin d'expérience, elles atteignent environ 8 mm pour celles qui sont soumises aux intensités lumineuses les plus élevées (1300 et 600 lux) et 7 mm pour les autres (300 et 150 lux). La croissance de chacun des lots est décrite de façon satisfaisante par un modèle exponentiel. Les taux de croissance sont différents ($F = 2.28$, $ddl = 7$ et 40 , $P < 0.05$). Globalement, la vitesse de croissance des animaux élevés sous une intensité de 1300 et 600 lux est supérieure à celle des individus élevés sous 300 et 150 lux. Les croissances en longueur peuvent donc être décrites par les équations suivantes :

$$\text{Log } L_t = 0.0142 \text{ âge} + 0.571 \quad (300 \text{ lux et } 150 \text{ lux})$$

$$\text{Log } L_t = 0.024 \text{ âge} + 0.509 \quad (1300 \text{ lux et } 600 \text{ lux})$$

où L_t est la longueur totale des larves en millimètres et l'âge exprimé en jours après l'éclosion.

Une série d'analyses de variances nous a permis de déterminer à partir de quel moment se manifestent les premières différences de croissance (Tableau 9, p.54).

Tableau 9 : Analyses de variances effectuées sur la longueur moyenne de larves de *Sparus auratus* élevées sous 4 niveaux d'éclairément : A = 1300 lux, B = 600 lux, C = 300 lux, D = 150 lux. Modèle hiérarchisé à deux facteurs : l'intensité lumineuse (a) est fixe et la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. Les moyennes, classées par ordre décroissant, sont comparées à l'aide du test de Newmann-Keuls. ddl : degrés de liberté ; — : groupes homogènes.

Age (jours)	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
4	3	4	0.44	> 0.25	—	4	152	1.24	> 0.25
8	3	4	48.96	< 0.0025	<u>A B</u> <u>C D</u>	4	152	1.44	> 0.1
12	3	4	546.30	< 0.0005	<u>A B</u> <u>C D</u>	4	152	0.43	> 0.25
15	3	4	40.90	< 0.0025	<u>B A</u> <u>D C</u>	4	152	0.82	> 0.25
19	3	4	24.23	< 0.001	<u>B A</u> <u>D C</u>	4	152	1.46	> 0.1
23	3	4	124.62	< 0.0005	<u>B A</u> <u>D C</u>	4	152	1.02	> 0.25
27	3	4	511.83	< 0.0005	<u>A B</u> <u>D C</u>	4	152	0.08	> 0.25

Les premiers ralentissements de croissance s'observent dès le 8ème jour puis se maintiennent jusqu'à la fin de l'expérience. Les larves soumises aux plus faibles valeurs d'éclairément (150 et 300 lux) ont toujours une croissance inférieure à celles qui sont élevées sous 600 et 1300 lux. Les réplicats répondent toujours de façon identique. Les gains de croissance, exprimés en pourcentage par rapport aux larves les plus petites, s'accroissent au fur et à mesure que l'animal grandit (Tableau 10). Elles évoluent de 6 à 15 % du 8ème au 27ème jour d'élevage.

Tableau 10 : Gains de croissance observés chez *Sparus auratus* pour des larves élevées sous des éclairéments de 600 et 1300 lux, au lieu de 150 et 300 lux.

Age (jours)	Gain de croissance (%)
8	6.0
12	12.1
15	7.1
19	7.2
23	10.8
27	14.7

IV.1.3.2 Survie

La survie des 8 populations étudiées est évaluée en fin d'expérience (28 jours). Elle est respectivement de 20 et 27 % pour les lots A₁ et A₂, de 24 et 22 % pour les lots B₁ et B₂, de 10 et 14 % pour C₁ et C₂ et de 13 et 11 % pour D₁ et D₂. Les mortalités les plus importantes sont observées entre le 9ème et le 11ème jour d'élevage. Nous comparons séparément les nombres de larves introduites dans les bassins en début d'expérience et les nombres de survivants obtenus en fin d'expérience (Tableau 11). Les comptages et les estimations sont effectués selon la méthode décrite § I.5.1.

Tableau 11 : Analyses de variances effectuées sur les nombres initiaux de larves introduites dans les bassins en début d'expérience (modèle aléatoire à un facteur : la répétition) et sur les nombres de survivants obtenus en fin d'expérience (modèle hiérarchisé à deux facteurs : l'éclairément (a) est fixe ; la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a). Les moyennes, classées par ordre décroissant, sont comparées à l'aide du test de la plus petite différence significative (PPDS). Les larves sont soumises à 4 niveaux d'éclairément : A = 1300 lux, B = 600 lux, C = 300 lux, D = 150 lux. ddl : degrés de liberté ; P : probabilité ; — : groupes homogènes.

Nombre de larves	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
Initial	-	-	-	-	—	7	32	0.23	> 0.25
Final	3	4	7.29	< 0.05	<u>A</u> <u>B</u> <u>C</u> <u>D</u>	4	32	17.06	< 0.0005

Nous constatons que les quantités de larves initialement introduites dans les différents bassins sont identiques mais qu'après 28 jours de traitement les nombres de survivants diffèrent : les bassins les plus éclairés (600 et 1300 lux) contiennent deux fois plus de larves (survie moyenne 23 %) que les bassins les moins éclairés (150 et 300 lux et survie moyenne 12 %) malgré l'hétérogénéité de réponse des doublets qui provient sans doute des deux bassins soumis à l'éclairément de 1300 lux (20 et 27 %).

IV.1.3.3 Inflation primaire de la vessie natatoire

L'évolution du taux de vessies natatoires fonctionnelles est représentée figure 11 en fonction de l'âge des larves.

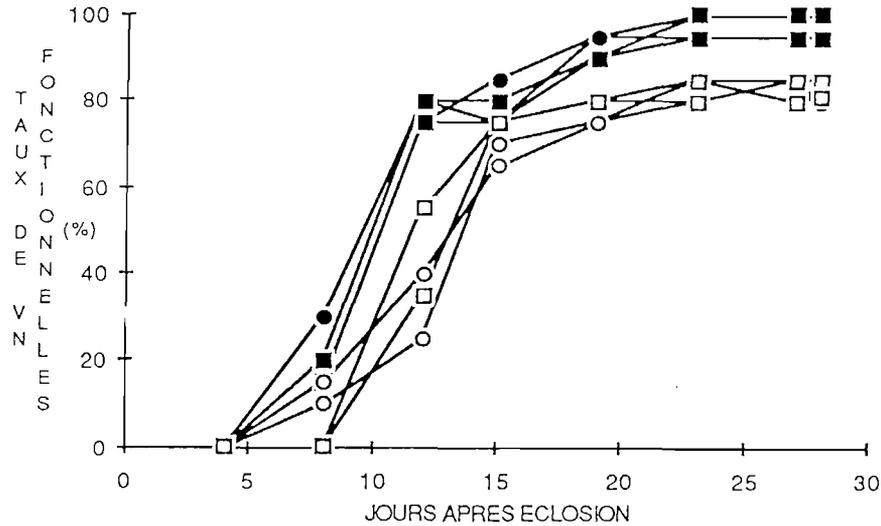


Figure 11 : Evolution temporelle du taux de vessies natatoires fonctionnelles chez les larves de *Sparus auratus* élevées sous 4 niveaux d'éclairage différents : 1300 lux (●) ; 600 lux (■) ; 300 lux (○) et 150 lux (□).

Les premières inflations sont observées 8 jours après l'éclosion dans tous les élevages, à l'exception du doublet maintenu sous l'éclairage le plus faible (150 lux) où elles apparaissent entre le 8ème et le 12ème jour. En fin d'expérience, les pourcentages de larves possédant une vessie expansée, calculés pour chaque population à partir d'un échantillon de 100 individus, sont tous compris entre 90 et 100 % : respectivement 100 et 95 % pour les lots A₁ - A₂ et B₁ - B₂ et 90 et 95 % pour les lots C₁ - C₂ et D₁ - D₂.

IV.1.3.4 Expérience complémentaire

Pour essayer d'expliquer les différences importantes de survie et de croissance que nous avons obtenu, nous avons réalisé une seconde expérience en tout point identique à la première mais en ne reprenant que deux niveaux d'éclairage 150 lux (A₁ et A₂) et 600 lux (B₁ et B₂) et en distribuant les rotifères lorsque toutes les larves ont la bouche ouverte, au 5ème jour d'élevage. Nous avons tenté de préciser l'impact de l'éclairage sur la première prise de nourriture en examinant les contenus digestifs des larves. Pour cela, au jour 5, des échantillons de 20 larves sont prélevés toutes les heures, pendant les deux heures qui suivent la première distribution de

rotifères, puis toutes les deux heures pendant 6 heures. Pour chaque échantillon, les contenus digestifs des larves sont immédiatement observés au microscope. Les résultats sont exprimés en nombre moyen de proies dénombrées par tube digestif et en pourcentage de larves présentant au moins une proie dans le tube digestif. Ce dernier paramètre est estimé à partir d'échantillons de 100 larves. Comme précédemment, nous étudions aussi l'évolution des taux de croissance, de survie et de vessies natatoires fonctionnelles.

IV.1.3.4.1 Croissance

La croissance en longueur des larves est représentée figure 12 en fonction de leur âge.

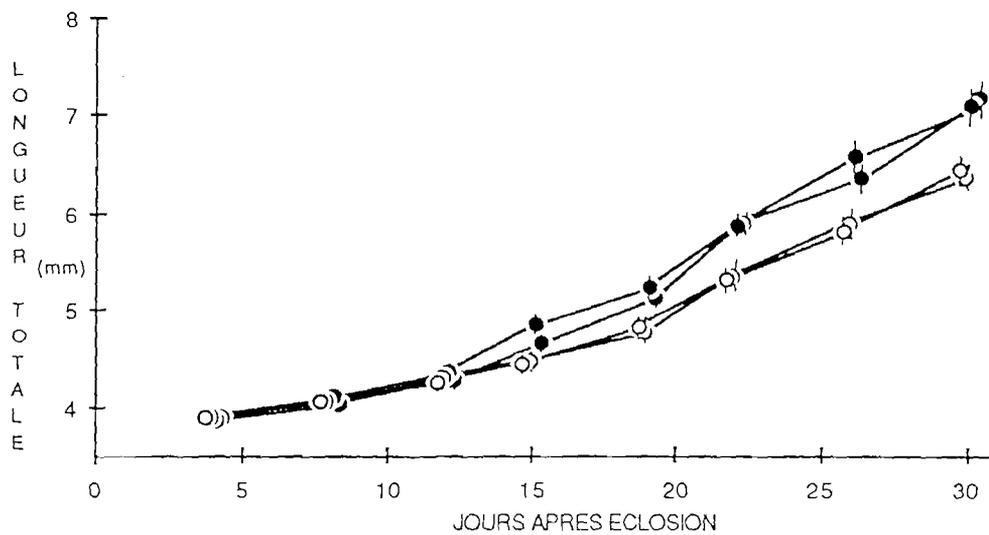


Figure 12 : Croissance en longueur des larves de *Sparus auratus* élevées sous 2 niveaux d'éclairage différents : 600 lux (●) et 150 lux (○).

La taille moyenne des larves 4 jours après l'éclosion est de 3,9 mm. Après 30 jours de traitement, les larves élevées sous 150 lux mesurent environ 6 mm alors que les larves élevées sous 600 lux mesurent environ 7 mm. Les courbes de croissance des différents élevages sont décrites de façon satisfaisante par un modèle exponentiel. Leurs pentes sont très différentes ($F = 6.63$, $ddl = 3$ et 24 , $P < 0.0025$) : la croissance des larves élevées sous une intensité de 600 lux est supérieure à celle des individus élevés sous 150 lux. Les équations obtenues sont donc les suivantes :

$$\text{Log } L_t = 0.0085 \text{ âge} + 0.537 \quad (150 \text{ lux})$$

$$\text{Log } L_t = 0.0107 \text{ âge} + 0.524 \quad (600 \text{ lux})$$

où L_t est la longueur moyenne en millimètre et l'âge exprimé en jours après l'éclosion.

Une série d'analyse de variances nous a permis de déterminer à partir de quel moment se manifestent les premières différences de croissance (Tableau 12).

Tableau 12 : Analyses de variances réalisées sur les longueur moyennes des larves de *Sparus auratus* élevées sous deux niveaux d'éclairément : A = 150 lux, B = 600 lux. Modèle hiérarchisé à deux facteurs : l'éclairément (a) est fixe, la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. Les moyennes classées par ordre décroissant, sont comparées par le test de Newmann-Keuls. ddl : degrés de liberté ; P : probabilité ; — : groupes homogènes.

Age (jours)	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
4	1	2	2.00	> 0.25	—	2	76	0.5	> 0.25
8	1	2	0.0012	> 0.25	—	2	76	2.52	> 0.05
12	1	2	0.96	> 0.25	—	2	76	2.25	> 0.01
15	1	2	7.55	> 0.10	—	2	76	7.68	< 0.001
19	1	2	35.43	< 0.05	B A	2	76	3.18	< 0.05
22	1	2	467.91	< 0.0025	B A	2	76	0.16	> 0.25
26	1	2	27.69	< 0.05	B A	2	76	2.36	> 0.10
30	1	2	151.14	< 0.01	B A	2	76	0.36	> 0.25

Les premiers ralentissements de croissance se manifestent chez les larves élevées sous 150 lux entre le 15ème et le 19ème jour d'élevage. Ils seraient sans doute décelables dès le 15ème jour si l'hétérogénéité des doublets n'était pas si importante ($F = 7.68$, $P < 0.001$). Les gains de croissance, exprimés en pourcentage par rapport aux larves les plus petites, s'accroissent au cours de la croissance de l'animal (Tableau 13).

Tableau 13 : Gains de croissance observés chez *Sparus auratus* pour des larves élevées sous un éclairément de 600 lux au lieu de 150 lux.

Age (jours)	Gain de croissance (%)
19	8.3
22	10.4
26	10.2
30	11.4

IV.1.3.4.2 Survie

En fin d'expérience, au 30ème jour d'élevage, les taux de survie des lots élevés sous un éclairage de 600 lux sont de 19 et 20 % et les taux de survie des lots élevés sous 150 lux de 9 et 10 %. Les nombres de larves introduites initialement dans les différents bassins sont identiques alors que le nombre de survivants est deux fois plus important dans les bassins les plus éclairés (Tableau 14). Les doublets répondent de façon homogène ($F = 1.63$, $P > 0.1$).

Tableau 14 : Analyses de variances réalisées sur les nombres initiaux de larves introduites dans les bassins en début d'expérience (modèle aléatoire à un facteur : la répétition) et sur les nombres de survivants obtenus en fin d'expérience (modèle hiérarchisé à deux facteurs : l'éclairage (a) est fixe ; la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a). Les moyennes, classées par ordre décroissant, sont comparées à l'aide du test de Newmann-Keuls. Les larves sont soumises à deux niveaux d'éclairage : A = 150 lux et B = 600 lux. ddl : degrés de liberté ; P : probabilité ; — : groupes homogènes.

Nombre de larves	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fa	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
Initial	-	-	-	-	—	3	12	0.012	> 0.25
Final	1	2	114.02	< 0.01	B A	2	12	1.63	> 0.1

IV.1.3.4.3 Inflation primaire de la vessie natatoire

L'évolution du taux de vessies natatoires fonctionnelles est représentée figure 13 en fonction de l'âge des larves.

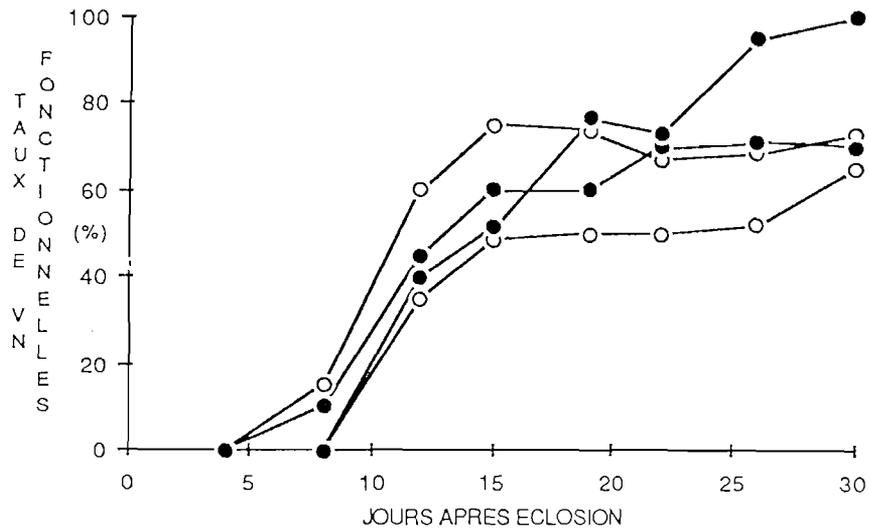


Figure 13 : Evolution temporelle du taux de vessies natatoires fonctionnelles chez des larves de *Sparus auratus* élevées sous deux niveaux d'éclairage différents : 600 lux (●) et 150 lux (○).

Les premières expansions s'observent chez les larves mesurant 4 mm et le phénomène d'inflation se poursuit jusqu'à ce que les larves atteignent en moyenne 5 mm (environ 19 jours). En fin d'expérience, au 30ème jour, les taux de vessies natatoires fonctionnelles, calculés pour chaque population à partir d'un échantillon de 100 individus sont du même ordre de grandeur: respectivement de 65 et 73 % pour les lots A₁ et A₂, et de 70 et 100 % pour les lots B₁ et B₂.

IV.1.3.4.4 Première prise de nourriture

La consommation des larves placées sous les deux niveaux d'éclairages est étudiée le premier jour d'alimentation (5ème jour après l'éclosion). Elle est quantifiée par le nombre moyen de proies ingérées par larve à différentes heures de la journée (Fig. 14, p.61).

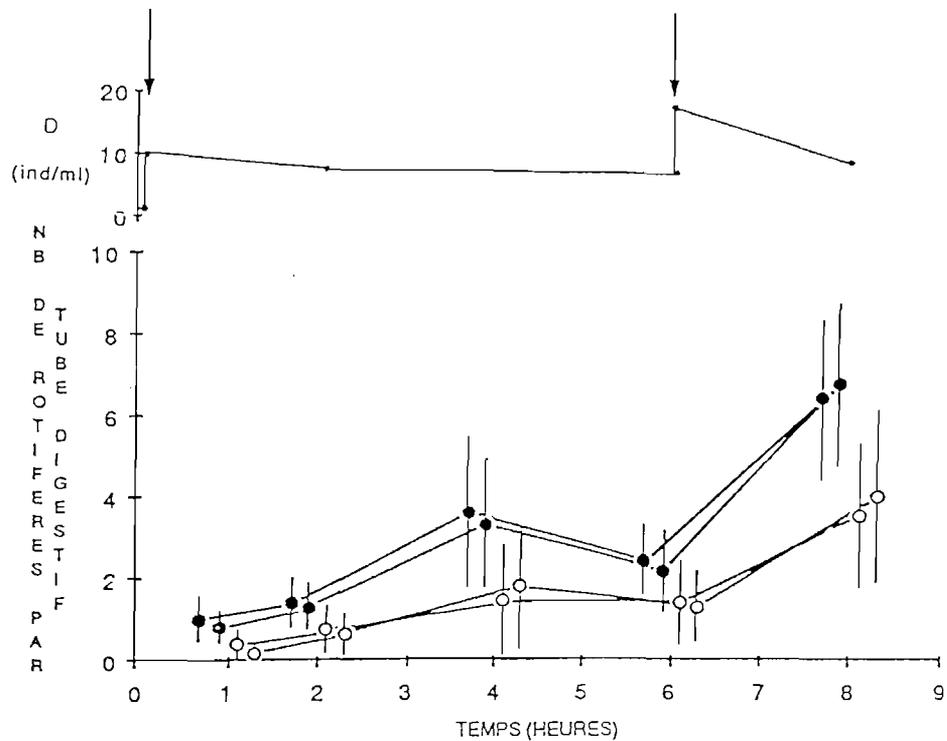


Figure 14 : Evolution du nombre moyen de rotifères dans le tube digestif pendant la première prise de nourriture, chez les larves de *Sparus auratus* soumises à deux niveaux d'éclairage : 600 lux (●) et 150 lux (○) . D : densité de rotifères dans le milieu (ind/ml = individus par millilitre) ; — > : distribution de rotifères.

D'une manière générale, le nombre de rotifères ingérés par larve augmente dans tous les élevages pendant les 4 premières heures puis stagne entre la 4ème et la 6ème heure pour augmenter de nouveau entre la 6ème et la 7ème heure, dès que la seconde distribution de proies est effectuée. Parallèlement, la concentration de proies dans le milieu diminue de 10 à 8 rotifères par millilitre, puis de 8 à 7 et enfin de 17 (après la seconde distribution) à 8. On distingue en fait deux groupes : les larves placées sous 600 lux consomment approximativement, et quelle que soit l'heure du prélèvement, deux fois plus de proies que les larves placées sous 150 lux, les réplicats répondant de façon identique (Tableau 15, p.62).

Tableau 15 : Analyses de variances effectuées sur le nombre moyen de proies ingérées par larve au cours de la première alimentation. Les larves sont soumises à deux niveaux d'éclairement : A = 150 lux et B = 600 lux. Modèle hiérarchisé à deux facteurs : l'éclairement (a) est fixe et la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. Les moyennes, classées par ordre décroissant, sont comparées par le test de Newmann-Keuls. Les données sont transformées ($\sqrt{x+1}$). ddl : degrés de liberté ; P : probabilité ; — : groupes homogènes.

Temps (heures)	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
1	1	2	33.96	< 0.05	B A	2	76	0.230	> 0.25
2	1	2	100.60	< 0.01	B A	2	76	0.052	> 0.25
4	1	2	139.86	< 0.01	B A	2	76	0.052	> 0.25
6	1	2	69.74	< 0.025	B A	2	76	0.076	> 0.25
8	1	2	106.87	< 0.01	B A	2	76	0.095	> 0.25

Sous 150 lux, les larves mises en présence de proies pendant une heure ne sont capables d'ingérer en moyenne qu'une demi-proie, alors que placées sous 600 lux, elles en consomment une. L'apprentissage de la chasse s'améliore ensuite rapidement et de façon identique pour les deux groupes, puisque 4 heures plus tard, les larves placées sous 150 lux consomment en moyenne 2 rotifères et celles placées sous 600 lux 4 rotifères et qu'au bout de 8 heures, la consommation moyenne est respectivement de 4 et 7 rotifères par larve.

Ces différences de consommation peuvent s'expliquer par une activité de chasse différentielle (Fig. 15a, p. 63) ou par des taux d'ingestion différents (Fig. 15b, p. 63).

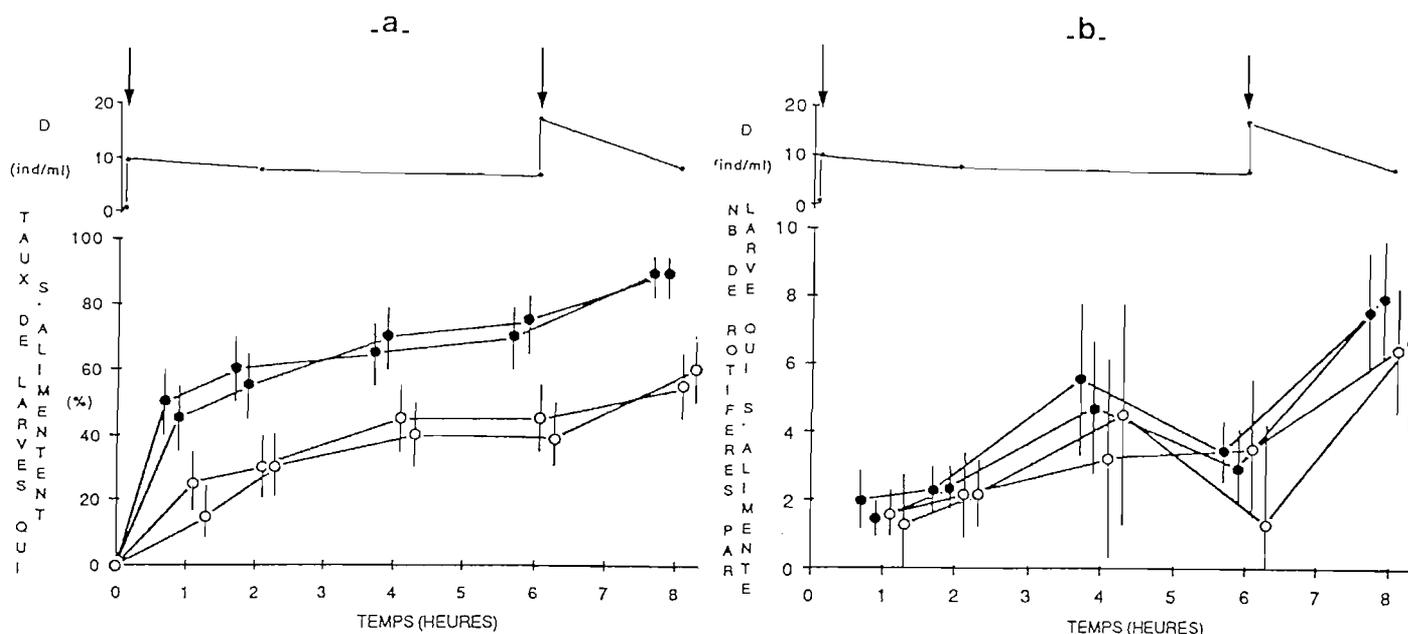


Figure 15 : Evolution temporelle du nombre de larves de *Sparus auratus* qui s'alimentent (a) et du nombre moyen de rotifères qu'elles consomment (b) pendant la première prise de nourriture. Les larves sont âgées de 5 jours et soumises à deux niveaux d'éclairément : 600 lux (●) et 150 lux (○). D : densité de rotifères dans le milieu (ind/ml = individus par millilitre) ; —> : distribution de rotifères.

En ce qui concerne l'activité de chasse (Fig.15a), les deux groupes, 150 et 600 lux sont parfaitement individualisés (les intervalles de confiance ne se recoupent pas) et les replicats répondent de façon identique (Tableau 16).

Tableau 16 : Comparaison des taux de larves qui s'alimentent chez *Sparus auratus* pendant la première prise de nourriture. Les larves sont soumises, en replicats, à deux niveaux d'éclairément (600 et 150 lux). Test U d'indépendance réalisé sur les replicats après transformation angulaire des données (Dagnelie, 1975). P : probabilité.

Temps (heures)	1		2		4		6		8		
	U	P	U	P	U	P	U	P	U	P	
Eclairément (lux)											
600	- 0.708	0.478	- 0.715	0.474	- 0.755	0.450	- 0.792	0.428	- 0.452	0.651	
150	- 1.768	0.077	0.000	1.000	- 0.715	0.474	- 0.860	0.390	0.715	0.474	

Dans les bassins les plus éclairés, quelle que soit l'heure du prélèvement, il y a deux fois plus de larves qui s'alimentent. En effet, une heure après la première distribution de proies, seulement 20 % des larves s'alimentent dans les bassins les moins éclairés contre 47 % dans les bassins les plus éclairés. Deux heures plus tard, ceci concerne 30 % et 58 % des larves. Après 8 heures, seulement 58 % des larves s'alimentent sous 150 lux contre 90 % sous 600 lux. Trois jours plus tard et jusqu'à la fin de l'expérience, dans tous les lots, 100 % des larves s'alimentent.

Quant aux quantités de proies ingérées par une larve qui s'alimente (Fig.15b, p. 63), elles sont identiques pour les 4 lots, quelle que soit l'heure du prélèvement, à l'exception de la dernière heure (8 heures) où elles sont plus importantes pour le lot placé sous 600 lux (Tableau 17).

Tableau 17 : Analyses de variances réalisées sur le nombre moyen de proies ingérées par larve qui s'alimente au cours de la première prise de nourriture. Les larves sont soumises à deux niveaux d'éclairément : A = 150 lux et B = 600 lux. Modèle hiérarchisé à deux facteurs et à effectifs inégaux (Sokal et Rohlf, 1981) : l'éclairément (a) est fixe et la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. Les moyennes, classées par ordre décroissant, sont comparées à l'aide du test de Tukey-Kramer (Zar, 1984). ddl : degrés de liberté ; P : probabilité de rejet ; — : groupes homogènes.

Temps (heures)	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
1	1	2	0.310	> 0.25	-	2	25	1.03	> 0.25
2	1	2	0.086	> 0.25	-	2	31	0.80	> 0.25
4	1	2	0.767	> 0.25	-	2	40	0.98	> 0.25
6	1	2	0.000	> 0.25	-	2	41	0.46	> 0.25
8	1	2	42.640	< 0.025	B A	2	53	0.025	> 0.25

On remarquera que le plateau qui était observé sur la courbe de consommation (Fig.14, p. 61) entre la 4ème et la 6ème heure qui suit la première distribution de rotifères, provient uniquement d'une diminution des proies ingérées (Fig. 15b, p. 63) et non pas d'une diminution de l'activité de chasse (Fig. 15a, p. 63). Ce phénomène est peut-être dû à une baisse de la densité de proies dans le milieu (inférieure à 8 proies par millilitre). Dans cette hypothèse une concentration de rotifères dans le milieu inférieure à 8 proies par millilitre serait limitante pour des larves âgées de 5 jours.

IV.1.4 DISCUSSION ET CONCLUSION

L'effet de l'éclairement sur la croissance et la survie des larves de *Sparus auratus* est nettement mis en évidence dans les deux expériences. Les intensités les plus élevées (600 et 1300 lux) permettent d'obtenir des gains de croissance en longueur de l'ordre de 10 à 15 % et de doubler le taux de survie pendant les 30 premiers jours.

Ces résultats confirment les observations effectuées sur la même espèce par Tandler et Mason (1983), d'un doublement de croissance des larves élevées pendant 12 jours, sous 1370 lux au lieu de 205 lux avec une amélioration des taux de survie considérable, puisqu'ils passaient de 0.67 % à 8 %. Ce phénomène se retrouve également chez le loup, *Dicentrarchus labrax*, où des gains de 4 % en croissance et de 37 % en survie sont obtenus pour des intensités comprises entre 100 et 1000 lux plutôt que 0 et 100 lux (Corneillie, 1989).

Cependant, les résultats ne sont pas toujours aussi clairs car les exigences diffèrent d'une espèce à l'autre et, pour une même espèce, en fonction de l'âge ou des conditions d'élevage. Dans certains cas même, lorsque les intensités testées sont très éloignées des seuils (inférieurs ou supérieurs) de sensibilité de l'espèce, les différences de croissance et de survie disparaissent. C'est, semble-t-il, le cas de *Sparus auratus* pour 300 et 10.000 lux (Alessio, 1975) ou de *Dicentrarchus labrax*, entre 50 et 5000 lux (Ronzani-Cerqueira, 1986). D'autres auteurs invoquent également l'incapacité des larves de poissons à discriminer les stimuli visuels d'intensité proche, surtout lorsque l'éclairement est important (Blaxter, 1975a).

Tous les auteurs s'accordent cependant sur le fait que les modifications des taux de croissance et de survie sont directement reliées aux modifications du comportement alimentaire. On peut alors regrouper les intensités sous trois rubriques :

- les seuils létaux qui concernent les intensités en dessous desquelles l'activité alimentaire cesse complètement ou suffisamment pour entraîner la mort, dès la fin de la résorption des réserves vitellines. Dans notre cas, pour *Sparus auratus*, ce seuil serait compris entre 100 et 150 lux (cf. § II.2). Pour *Clupea harengus*, ce seuil serait inférieur à 10 lux (Blaxter et Holliday, 1958). En fait Blaxter (1975 b, 1980) pense que la majorité des larves de poissons pélagiques sont susceptibles de détecter et sélectionner leur nourriture à des intensités proches de 0.1 lux,
- les seuils létaux qui concernent les intensités affectant le développement normal des larves.

Ceux-ci concernent surtout les premiers jours de la vie larvaire, où les larves ne sont que très peu pigmentées. C'est le cas, pour une lumière solaire incidente d'intensité importante (au moins supérieure à 1000 lux) pour *Sparus auratus* (Alessio, 1975 ; Anon, 1987), *Dicentrarchus labrax* (Barahona - Fernandes, 1979 ; Johnson et Katavic, 1984 ; Anon, 1987), *Mugil cephalus* (Nash *et al.*, 1974 ; Nash et Kuo, 1975 ; Kraul, 1983) et pour *Fundulus heteroclitus*, (Gabriel, 1944). Pour le flétan, *Hippoglossus hippoglossus*, ce seuil se situerait aux alentours de 300 lux (Bolla et Holmefjord, 1988). Chez cette espèce, il n'induit pas de mortalité, mais affecte sérieusement le développement normal des larves,

- enfin, en dehors de ces seuils, toutes les intensités qui vont permettre d'optimiser l'activité de chasse, étant bien entendu qu'elles sont spécifiques aux méthodes d'élevage employées. Dans la gamme que nous avons étudiée, l'analyse des contenus digestifs nous permet d'affirmer que le ralentissement de croissance, qui se manifeste dès le 10^{ème} jour d'élevage environ (8-15 jours), provient essentiellement d'une perturbation de l'activité de chasse qui se traduit par une consommation de proies deux fois moins importante dans les bassins les moins éclairés. Un phénomène identique était mis en évidence pour des larves élevées à 100 lux au lieu de 1500 lux. Dans ce cas l'activité de chasse était trois fois moins importante (cf. § II.2). Chez les larves de *Dicentrarchus labrax*, Iizawa (1983) montre que le nombre de proies consommées est plus important pour un éclairage compris entre 1000 et 5000 lux que pour 800 lux. Pour les larves de *Mugil sp.* l'activité alimentaire serait optimale aux environs de 100 lux (He *et al.*, 1983) et chez les poissons plats tels que la plie, cet optimum se situerait vers 400 - 500 lux (Blaxter, 1968b ; Riley et Thacker, 1963). Enfin chez les larves de Hareng, *Harengula pensacola* et *Clupea harengus* une baisse de l'intensité lumineuse, de 1000 à 10 lux, se traduit par une diminution de la prise de nourriture et une augmentation de la mortalité (Blaxter, 1968c ; Houde et Palko, 1970). L'optimum pour *Clupea harengus* se situerait entre 100 et 1000 lux (Blaxter et Holliday, 1958 ; Rosenthal et Hempel, 1970).

D'un point de vue physiologique, la réponse différentielle des larves à différentes intensités se trouve au niveau de la structure de l'œil elle-même. Elle dépend du nombre et/ou de la qualité des photorécepteurs impliqués dans la vision. Ainsi Blaxter (1975b) démontre que la rétine des larves, relativement primitive par rapport à celle de l'adulte, ne possède qu'un seul type de photorécepteurs, les cônes, qui n'autorisent qu'une vision diurne. Leur propriété principale est le pouvoir de résolution, l'acuité visuelle augmentant avec l'intensité lumineuse lorsqu'une plus grande proportion de cônes est sollicitée (Blaxter et Jones, 1967 ; Blaxter, 1975a).

Il faut souligner aussi le rôle important de la fovéa lorsqu'elle existe, car c'est une région de la rétine où les cônes sont plus minces et donc plus denses (Blaxter, 1980 ; Neave, 1984b). Chez les téléostéens, sa présence est souvent reliée à une vision de type binoculaire, que semblent pratiquer les larves de *Sparus auratus* (Kentouri, 1985). Blaxter (1968b) et Neave (1984b) démontrent que les larves de *Pleuronectes platessa* et de *Scophthalmus maximus*, par exemple, qui ne pratiquent qu'une vision de type monoculaire, ne possèdent pas de fovéa. Hetch (1928), quant à lui, suggère une structure rétinienne plus complexe où il existerait des "détecteurs de lumière" possédant des sensibilités différentes, répondant chacun à un seuil d'intensité particulier. Blaxter (1975a) pense également que l'oeil du poisson possède suffisamment d'informations pour mesurer l'intensité.

Si l'ensemble de ces remarques sont propres à expliquer les différences que nous observons dans l'activité de chasse des larves de *Sparus auratus* âgées de moins de 10 jours, elles ne peuvent, en revanche, plus s'appliquer aux individus plus âgés. En effet, passé les 10 premiers jours d'élevage, les larves ont, dans tous les lots examinés, des proies dans leur tube digestif. Nous suggérons deux explications possibles :

- la disparition des larves qui ne se seraient pas du tout ou pas assez alimentées pendant les 10 premiers jours. Cette hypothèse est étayée par la présence d'une "crise de mortalité" importante entre le 9ème et le 11ème jour d'élevage et coïncidant avec la fin de la résorption des réserves vitellines (Chatain, 1986),
- et/ou l'adaptation des larves aux conditions d'éclairage imposées. On sait en effet, que les performances de chasse d'une larve s'améliorent très rapidement dès qu'elle entre dans sa phase planctonique active alors qu'elle est sujette à d'importantes modifications morphologiques et physiologiques qui aboutissent à un perfectionnement de ses capacités motrices et sensorielles. Ainsi, Blaxter (1975b) met en évidence une augmentation du nombre de cônes au cours de la vie larvaire qui se traduit par une amélioration des capacités visuelles. Mais si cette adaptation s'est effectuée, elle n'est sûrement pas parfaite, car le retard de croissance pris en début d'élevage n'est jamais compensé et même s'accroît jusqu'au 30ème jour. Il est possible que le handicap subi par les larves les premiers jours d'alimentation ait des effets prolongés, mais également que les dépenses énergétiques d'une larve élevée sous un éclairage faible soient plus élevées, l'effort de chasse à fournir pour aboutir à un taux d'ingestion identique étant plus important. Pour vérifier cette hypothèse, il faudrait réaliser l'étude des taux d'ingestion de larves âgées de plus de 15 jours.

En ce qui concerne la qualité des larves, nous n'avons pas observé d'anomalies de développement dans la gamme d'intensité testée. L'inflation primaire de la vessie natatoire s'est réalisée pour tous les lots, en temps voulu et dans des proportions correctes (70 à 100 %). L'accès à la surface, nécessaire pour réaliser cette première inflation ne semble donc pas perturbé par des intensités comprises entre 150 et 1300 lux. Il est possible que cela soit en partie dû au phototropisme positif qui caractérise les jeunes larves de *Sparus auratus*. Un phénomène inverse a été constaté chez *Dicentrarchus labrax* (Ronzani Cerqueira, 1986) et chez *Macquaria novemaculata* (Battaglène et Talbot, 1988) dans des gammes respectivement comprises entre 50 et 5000 lux et 100 et 2000 lux. Pour ces deux espèces, seuls les lots placés à jeun et à l'obscurité présentent des taux d'inflation primaire corrects (60 et 70 %). Il est vrai que ces larves, à l'inverse de *Sparus auratus*, fuient la lumière dès leur plus jeune âge, mais il est possible aussi que l'accès à la surface ait été inhibé par la présence d'un film "gras" développé à partir de la nourriture distribuée (cf. chapitre III).

En tout état de cause, nous conservons un éclairage de 600 lux pour les 30 premiers jours, car c'est le niveau d'intensité qui, dans nos conditions d'élevage, permet d'assurer le maximum de croissance et de survie et qui ne semble pas perturber le développement normal des larves.

IV.2 INFLUENCE DE LA PHOTOPERIODE SUR LA CROISSANCE, LA SURVIE, L'INFLATION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE ET LE RYTHME ALIMENTAIRE DES LARVES DE *SPARUS AURATUS*

IV.2.1 INTRODUCTION

Il existe de nombreux facteurs abiotiques pouvant réguler l'activité des poissons : la température, l'oxygène, le pH, les substances dissoutes, mais surtout la lumière.

En général, l'alternance lumière-obscurité contribue de façon capitale au bon déroulement des processus vitaux des poissons et en particulier, de leur activité rythmique (Muller, 1978). Les recherches sur l'influence de la photopériode dans l'élevage larvaire des poissons sont nombreuses (Barahona - Fernandes, 1979 ; Dowd et Houde, 1980 ; Tandler et Mason, 1984 ; Duray et Kohno, 1988). Chez les espèces qualifiées de diurnes, comme *Sparus auratus*, la période d'éclairement détermine le temps disponible pour l'alimentation (Houde, 1973 ; Tandler et Mason, 1983). Les rythmes circadiens, auxquels sont soumis les larves dans le milieu naturel, ne sont pas toujours les plus intéressants à utiliser dans les élevages où il est possible de contrôler la disponibilité en proies. Certains auteurs démontrent même que des conditions d'éclairement continu sont les plus rentables en terme de croissance et de survie, même chez les espèces qui présentent naturellement un rythme circadien (Richards et Palko, 1969 ; Houde et Palko, 1970 ; Barnabé, 1976 ; Tandler et Mason, 1983, 1984).

Nous nous proposons donc de comparer une photopériode de 12 heures, proche de celle que trouvent habituellement les larves de *Sparus auratus* en période de frai dans le milieu naturel, à un éclairage continu. Nous étudierons la croissance, la survie, le processus d'inflation primaire de la vessie natatoire, mais aussi le rythme alimentaire des larves soumises à ces deux photopériodes.

IV.2.2 CONDITIONS EXPERIMENTALES

L'expérience est réalisée dans 4 bassins cylindroconiques entièrement peints en noir et fonctionnant en circuit fermé. Les conditions d'élevage sont "standard" (cf. § I.3) à l'exception des données d'éclairement. De l'éclosion jusqu'au 4ème jour, les larves sont maintenues sous lumière naturelle tamisée (intensité 20 à 40 lux, photopériode naturelle). Pour optimiser l'entrée dans la vie trophique, du 4ème au 10ème jour, les différents lots sont soumis en continu à un éclairage artificiel dispensé par des tubes néon, et dont l'intensité mesurée au centre et à la surface

du bassin est de 600 lux (cf. § II.1.1). A partir du 11^{ème} jour, la photopériode de deux lots est réduite à 12 heures (A₁ et A₂) alors que les deux autres lots sont maintenus en lumière continue (B₁ et B₂). L'intensité lumineuse est toujours de 600 lux.

Les rotifères sont distribués en deux rations de 5 millions chacune par bassin , dès le 4^{ème} jour d'élevage. La première distribution à 9 H est constituée de rotifères enrichis en acides gras et la seconde à 15 H est constituée de rotifères enrichis dans un mélange protéique (cf. § I.3.4.2).

Dès la première distribution de nourriture, les bassins sont équipés d'une rampe à air et de son piège flottant, pour nettoyer la surface (cf. chapitre III).

Les mesures de croissance et l'évaluation des taux de vessies natatoires fonctionnelles sont effectuées tous les 3 à 4 jours, depuis le 4^{ème} jour qui suit l'éclosion, jusqu'à la fin de l'expérience (30 jours). La survie est évaluée le dernier jour de l'élevage.

Pour étudier l'activité alimentaire, nous avons analysé les contenus digestifs des larves âgées de 15 jours à partir d'échantillons de 20 individus prélevés toutes les deux heures et pendant 24 heures dans un lot soumis à une photopériode de 12 heures et dans un lot soumis à une photopériode de 24 heures. Les mêmes prélèvements sont également effectués sur des larves âgées de 22 jours, mais uniquement dans un lot placé en lumière continue. Pour chaque échantillon, les contenus digestifs des larves sont immédiatement observés au microscope. Les résultats sont exprimés en nombre moyen de proies par tube digestif et en pourcentage de larves présentant au moins une proie dans le tube digestif. Ce dernier paramètre est estimé à partir d'échantillons de 100 larves.

IV.2.3 RESULTATS

IV.2.3.1 Croissance

La croissance en longueur des larves est représentée figure 16 en fonction de leur âge.

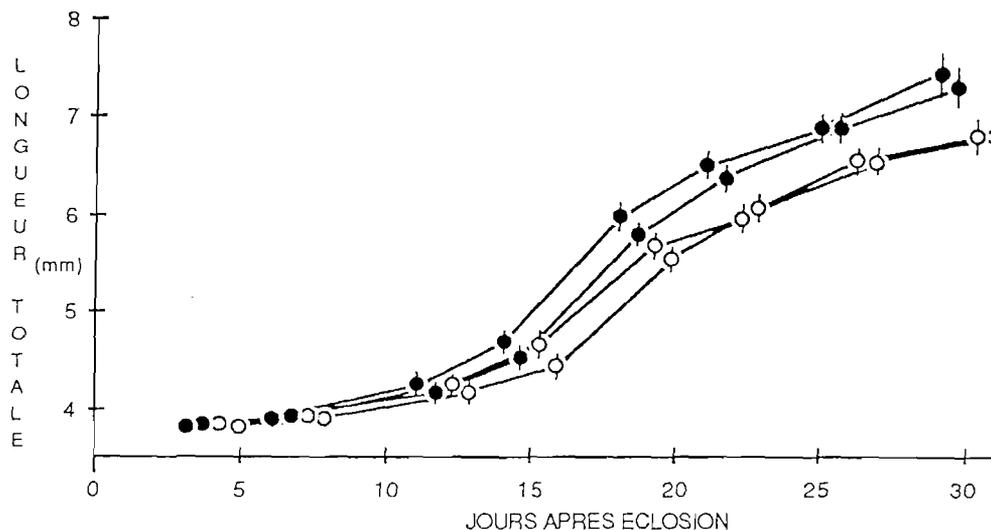


Figure 16 : Croissance en longueur des larves de *Sparus auratus* soumises à deux photopériodes différentes : 24 heures (●) et 12 heures (○).

En début d'élevage, les larves mesurent en moyenne 3.8 mm. En fin d'expérience, au 30ème jour d'élevage, celles qui sont soumises à 12 heures d'éclairage atteignent environ 7 mm et celles qui sont maintenues en lumière continue 7.5 mm.

Les courbes de croissance de chacun des lots sont décrites de façon satisfaisante par un modèle exponentiel. Les taux de croissance ne sont pas différents ($F = 0.53$, $ddl = 3$ et 24 , $P > 0.25$). Globalement, la croissance des larves peut être décrite jusqu'au 30ème jour par l'équation suivante :

$$\text{Log } L_t = 0.01117 \text{ âge} + 0.5134$$

où L_t est la longueur totale des larves en millimètres, et l'âge est exprimé en jours après l'éclosion.

Cependant, une série d'analyses de variances ponctuelles, réalisée sur la longueur moyenne des larves, nous permet de déceler des différences de taille entre certains lots à partir du 22ème jour d'élevage (Tableau 18, p.72).

Tableau 18 : Analyses de variances effectuées sur la longueur moyenne de larves de *Sparus auratus* soumises à 12 heures (A) ou 24 heures (B) de photopériode. Modèle à un facteur aléatoire (la répétition) pour le 4ème et 7ème jour d'élevage et modèle hiérarchisé à deux facteurs pour les autres prélèvements : la photopériode (a) est fixe et la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. Les moyennes, classées par ordre décroissant, sont comparées à l'aide du test de Newmann-Keuls. ddl : degrés de liberté ; P : probabilité ; —: groupes homogènes.

Age Jours	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
4	-	-	-	-	—	3	76	0.03	> 0.25
7	-	-	-	-	—	3	76	0.35	> 0.25
12	1	2	0.094	> 0.25	—	2	76	2.85	> 0.05
15	1	2	0.290	> 0.25	—	2	76	4.00	< 0.025
19	1	2	6.150	> 0.1	—	2	76	2.68	> 0.05
22	1	2	31.94	< 0.05	B A	2	76	1.25	> 0.25
26	1	2	3753.80	< 0.0005	B A	2	76	0.006	> 0.25
30	1	2	66.70	< 0.025	B A	2	76	0.45	> 0.25

Les premiers effets d'une diminution de la photopériode se manifestent au 22ème jour d'élevage, c'est-à-dire 12 jours après son application. Les différences de croissance sont en défaveur des lots placés sous 12 heures d'éclairage et se maintiennent jusqu'au 30ème jour d'élevage. Les doublets répondent de façon homogène. Les gains de croissance exprimés en pourcentage par rapport aux larves les plus petites sont compris entre 5 et 8.5 % (Tableau 19).

Tableau 19 : Gains de croissance observés chez *Sparus auratus* pour les larves élevées sous photopériode de 24 heures au lieu de 12 heures.

Age (jours)	Gain de croissance (%)
22	7.2
26	5.2
30	8.5

IV.2.3.2 Survie

La survie des 4 élevages est évaluée en fin d'expérience. Elle est de 7 et 9 % pour les lots A₁ et A₂ et de 24 et 27 % pour les lots B₁ et B₂. Nous comparons séparément les nombres de larves introduites dans les bassins en début d'expérience et les nombres de survivants obtenus en fin d'expérience (Tableau 20). Les comptages et les estimations sont effectués selon la méthode décrite au § I.5.1.

Tableau 20 : Analyses de variances effectuées sur les nombres initiaux de larves introduites dans les bassins en début d'expérience (modèle aléatoire à un facteur : la répétition) et sur le nombre de survivants obtenus en fin d'expérience (modèle hiérarchisé à deux facteurs : la photopériode (a) est fixe et la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a). Les moyennes, classées par ordre décroissant, sont comparées à l'aide du test de Newman-Keuls. Les larves sont soumises à une photopériode de 12 heures (A) ou de 24 heures (B). ddl : degrés de liberté ; P : probabilité ; — : groupes homogènes.

Nombre de larves	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
initial	-	-	-	-	—	3	16	0.07	> 0.25
final	1	2	120.56	< 0.01	B A	2	16	6.54	< 0.01

Les quantités de larves initialement introduites dans les différents bassins sont identiques au départ, mais après 30 jours de traitement, le nombre de survivants dans les lots élevés sous éclairage continu est globalement trois fois plus élevé (survie moyenne = 25 %) que dans les lots maintenus sous 12 heures de photopériode (survie moyenne = 8 %), malgré l'hétérogénéité de réponse des doublets (Fb = 6.54, P < 0.01).

IV.2.3.3 Inflation primaire de la vessie natatoire

L'évolution du taux de vessies natatoires fonctionnelles est représenté figure 17, en fonction de l'âge des larves.

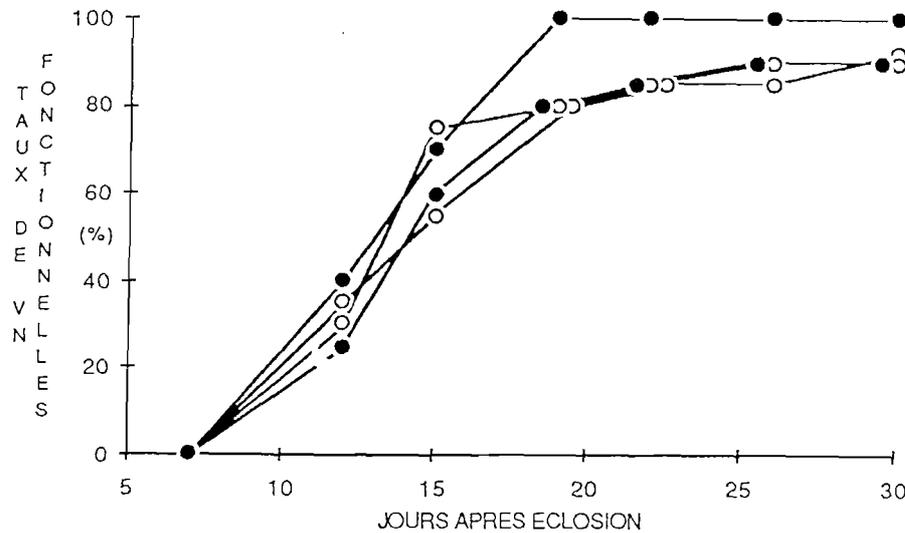


Figure 17 : Evolution temporelle du taux de vessies natatoires fonctionnelles chez des larves de *Sparus auratus* soumises à deux photopériodes différentes : 24 heures (●) et 12 heures (○).

Les premières expansions s'observent, pour tous les élevages, entre le 7ème et le 12ème jour qui suit l'éclosion. Au 19ème jour, le processus d'inflation est achevé, la quasi-totalité des larves ayant atteint une longueur de 5 mm. En fin d'expérience les taux de vessies natatoires fonctionnelles sont compris entre 90 et 100 % (90 % et 92 % pour A₁ et A₂ et 90 et 100 % pour B₁ et B₂) quelle que soit la photopériode employée.

IV.2.3.4 Rythme alimentaire

La consommation des larves de 15 jours placées sous les deux photopériodes est étudiée. Elle est quantifiée par le nombre moyen de proies ingérées par larve à différentes heures de la journée (Fig. 18).

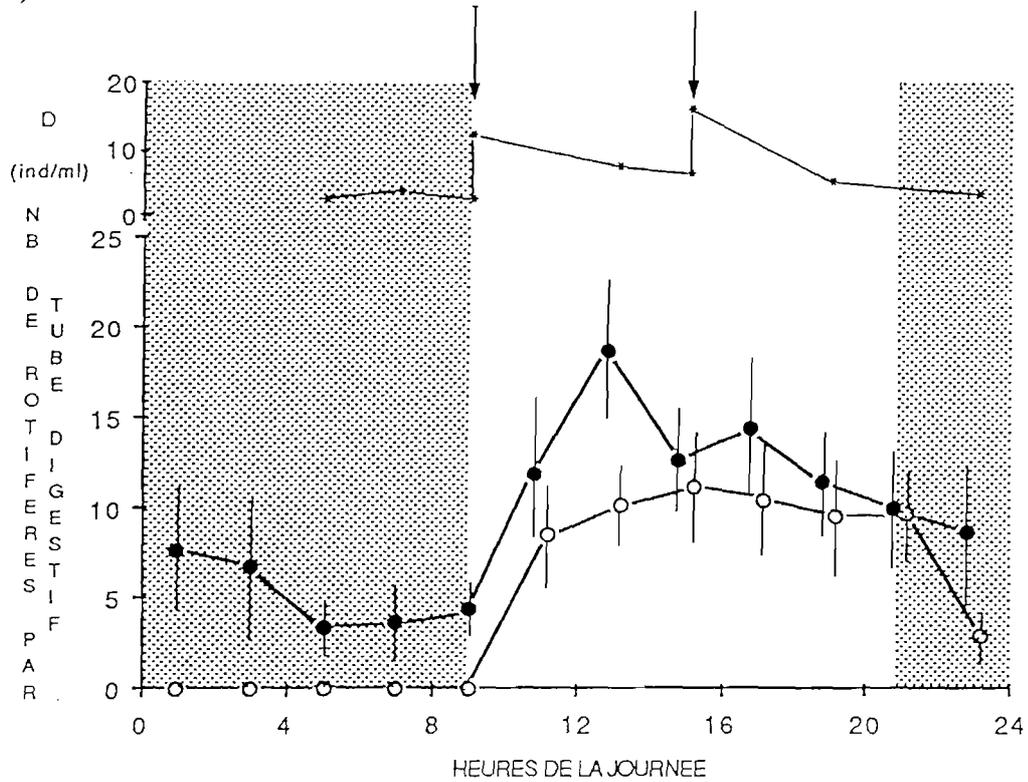


Figure 18 : Evolution sur 24 heures du nombre moyen de rotifères dans le tube digestif de larves de *Sparus auratus* âgées de 15 jours, soumises à deux photopériodes différentes : 24 heures (●) et 12 heures (○). D : densité de rotifères dans le milieu (ind/ml = individus par millilitre) ; —>: distribution de rotifères ; [stippled area] : période d'obscurité.

En 24 heures, la concentration de proies dans le milieu fluctue entre 3 et 17 proies par millilitre. Ces variations correspondent, dans nos conditions hydrodynamiques, au rationnement que nous nous imposons et qui comporte deux distributions de rotifères par jour, l'une à 9 h et l'autre à 15 h.

Globalement, on constate que les deux lots possèdent un rythme alimentaire caractérisé par une consommation de proies faible ou nulle de 21 h à 9 h, suivie d'une période où l'activité alimentaire est importante entre 9 h et 21 h. Les effets de la photopériode ne sont réellement remarquables que dans l'ampleur du phénomène :

- entre 21 h et 9 h, le tube digestif des larves placées à l'obscurité est vide alors que chez les larves élevées en lumière continue, le nombre de proies par tube digestif diminue de façon régulière de 9 à 4 entre 21 h et 5 h puis se stabilise à 4 entre 5 h et 9 h . Parallèlement, la concentration de proies dans le milieu diminue régulièrement d'environ 6 à 3 proies par millilitre entre 21 h et 5 h puis se stabilise aux environs de 3-4 entre 5 h et 9 h,

- entre 9 h et 21 h, quelle que soit l'heure du prélèvement, on dénombre en moyenne 10 proies par tube digestif chez les larves qui sortent de la période d'obscurité. Chez les larves élevées en lumière continue, le nombre de proies par tube digestif augmente de façon régulière de 4 à 19 entre 9 h et 13 h, alors que la concentration de proies est comprise entre 13 et 8 rotifères par millilitre puis diminue de 19 à 10 entre 13 h et 21 h, alors que la concentration de proies dans le milieu diminue de 17 à 5 rotifères par millilitre.

D'une manière générale, la consommation moyenne sur 24 heures est deux fois plus importante chez les lots élevés en lumière continue (113 rotifères) que chez les lots soumis à une photopériode de 12 heures. Ces différences de consommation sont expliquées d'une part par une activité de chasse différentielle (Fig. 19a) et d'autre part, par des quantités de proies ingérées différentes (Fig. 19b).

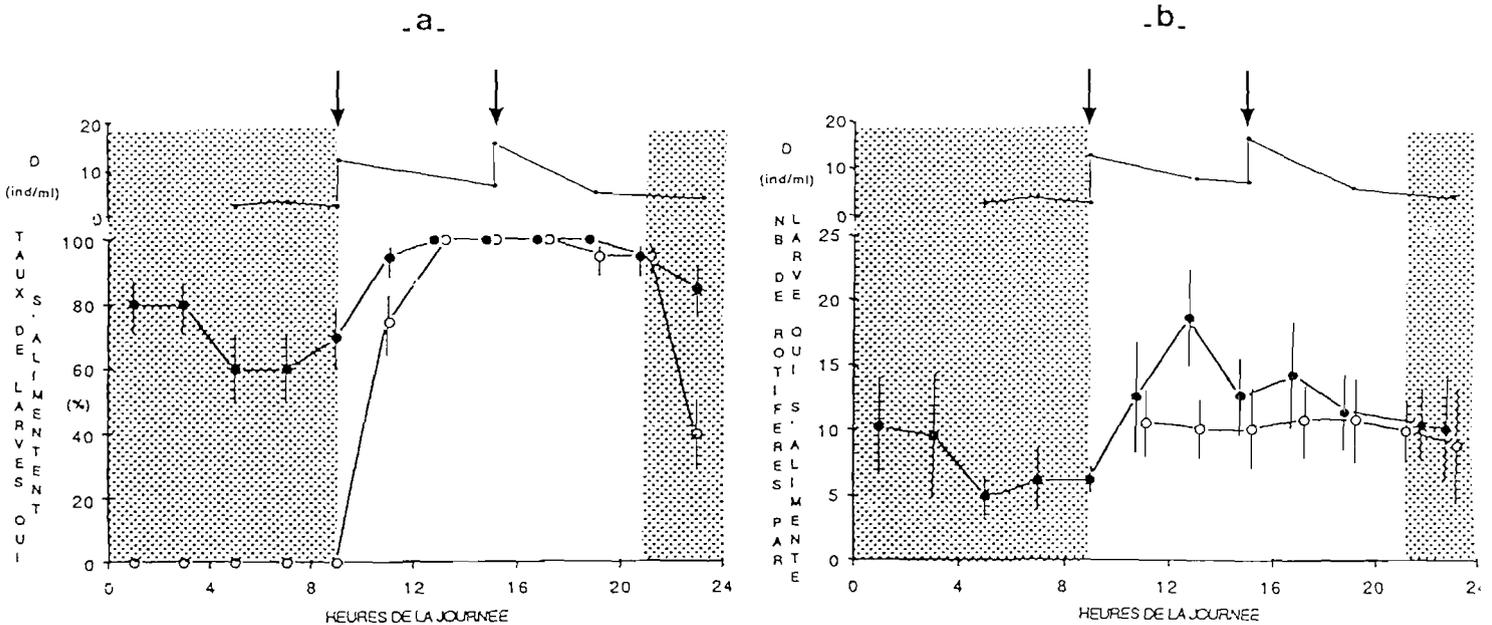


Figure 19 : Evolution sur 24 heures du nombre de larves de *Sparus auratus* qui s'alimentent (a) et du nombre moyen de rotifères qu'elles consomment (b). Les larves sont âgées de 15 jours et soumises à deux photopériodes différentes : 24 heures (●) et 12 heures (○). D : densité de rotifères dans le milieu (ind/ml = individus par millilitre) ; —> distribution de proies ; : : : : période d'obscurité.

Entre 21 h et 9 h, les différences de consommation s'expliquent par le fait que les larves placées à l'obscurité ne chassent pas du tout, alors que 60 à 80 % des larves placées en lumière continue sont actives : leur tube digestif contient entre 5 et 10 rotifères. Par contre, entre 9 h et 21 h, l'activité des deux lots est identique : 100 % des larves chassent. Les différences de consommation ne s'expliquent alors que par une quantité de proies ingérées différente : le tube digestif des larves élevées en lumière continue contient de 10 à 20 proies, alors qu'il n'en contient que 10 chez les individus soumis à une photopériode de 12 heures.

On remarque également, qu'il faut deux heures pour que 70 % des larves se mettent à chasser lorsqu'elles passent brutalement de l'obscurité à la lumière, et entre 3 et 4 heures pour que cela concerne 100 % du cheptel. On constate aussi qu'il faut entre 3 et 4 heures pour que le tractus digestif d'une larve se vide complètement lorsqu'elle s'arrête de chasser.

Il ressort donc de cette étude que des larves âgées de 15 jours sont incapables de chasser à l'obscurité, mais que placées en lumière continue, elles présentent un certain rythme alimentaire. L'existence d'un rythme endogène n'est cependant pas certaine, puisqu'il s'y superpose une variation de la quantité de proies disponibles. Nous avons tout de même essayé de définir le devenir de ce rythme, quelle qu'en soit la nature, en étudiant le comportement alimentaire de larves âgées de 22 jours. Pour cela, nous avons effectué le même type d'analyses que sur les larves de 15 jours, mais sur un seul lot, élevé sous éclairage continu.

Comme précédemment, la consommation est quantifiée par le nombre moyen de proies ingérées par larve à différentes heures de la journée (Fig. 20, p. 78).

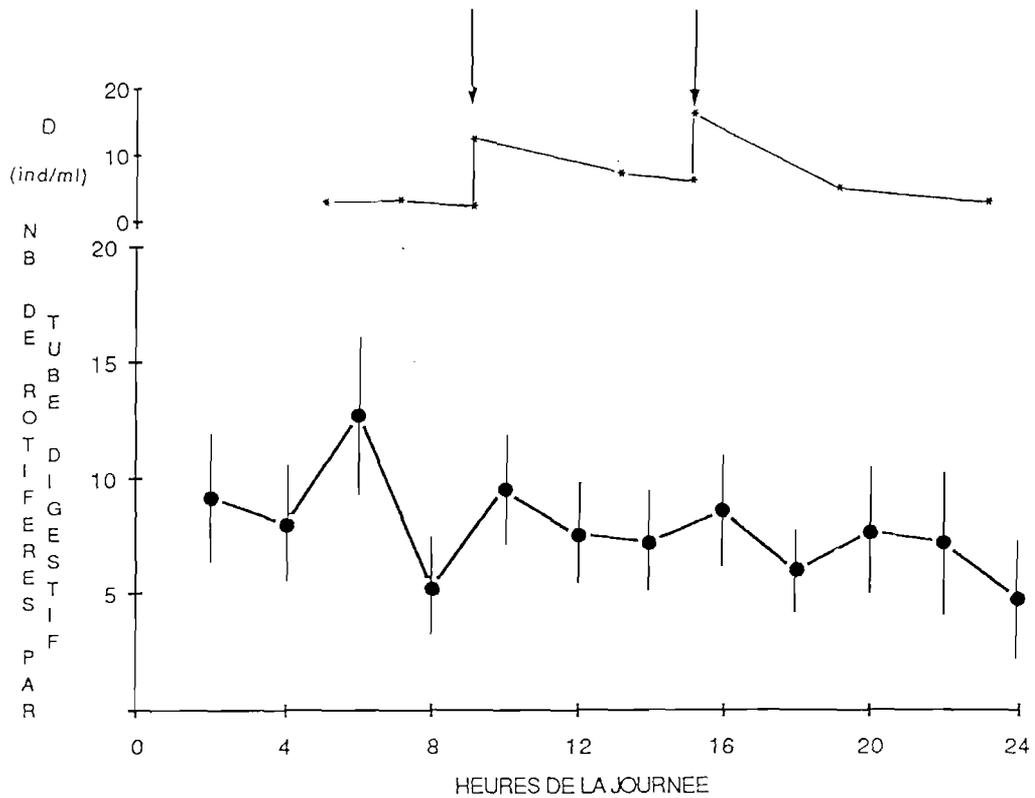


Figure 20 : Evolution sur 24 heures du nombre moyen de rotifères par tube digestif chez des larves de *Sparus auratus* âgées de 22 jours et soumises à un éclairage continu. D : densité de rotifères dans le milieu (ind/ml = individus par millilitre) ; —> : distribution de rotifères.

Le rythme alimentaire qui caractérisait les larves de 15 jours n'est plus décelé. Le nombre moyen de rotifères par tube digestif varie de façon anarchique entre 3 et 12, indépendamment des fluctuations du nombre de rotifères présents dans le milieu. Les fluctuations de la consommation au cours du temps sont expliquées parfois par une activité de chasse différentielle (Fig. 21a, p. 79), parfois par des quantités de proies ingérées différentes (Fig. 21b, p. 79), parfois par les deux.

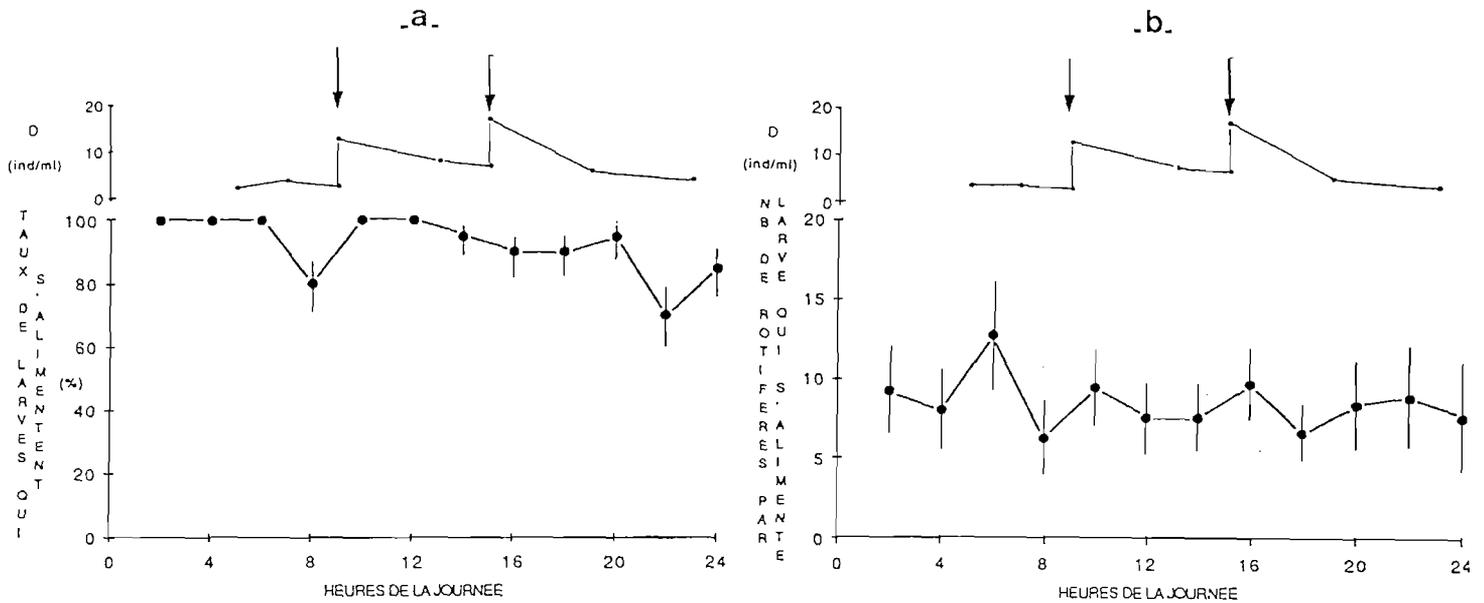


Figure 21 : Evolution sur 24 heures du nombre de larves de *Sparus auratus* qui s'alimentent (a) et du nombre moyen de rotifères qu'elles consomment. Les larves sont âgées de 22 jours et soumises à un éclairage continu. D : densité de rotifères dans le milieu (ind/ml : individus par millilitre) ; —> : distribution de rotifères.

Globalement, le pourcentage de larves qui s'alimentent fluctue entre 70 et 100 % et la quantité de proies qu'elles ingèrent entre 7 et 9. Les augmentations ou diminutions de l'activité de chasse ou des quantités de proies ingérées ne sont pas corrélées aux variations de la concentration de proies dans le milieu, dans une gamme de 3 à 17 rotifères par millilitre.

IV.2.4 DISCUSSION ET CONCLUSION

Les effets d'un éclairage continu par rapport à un éclairage de 12 heures, sur la croissance et la survie des larves de *Sparus auratus* pendant le premier mois de l'élevage sont nets : les taux de survie sont deux à trois fois supérieures et les gains de croissance de l'ordre de 9 % à 30 jours. Ces derniers n'apparaissent qu'après 12 jours (8 à 15 jours) de traitement. Ceci confirme les résultats obtenus chez la même espèce par :

- Tandler et Mason (1983) qui signalent après 12 jours d'élevage des survies 12 à 13 fois supérieures (0.67 et 8 % au lieu de 0.05 et 0.44 %) sous éclairage continu plutôt que sous photopériode de 12 heures, et pas de différence de croissance à cet âge,
- Tandler et Helps (1985) qui obtiennent des survies 7 fois supérieures (3.25 % au lieu de 0.5 %)

et des gains de croissance pondérale de l'ordre de 15 %, après 20 jours d'élevage.

Chez d'autres espèces comme le Cottidé, *Nautichthys oculofasciatus* (Marliave, 1977) et le Siganiidé, *Siganus guttatus* (Duray et Kohno, 1988), on retrouve un phénomène similaire, c'est-à-dire : des survies doubles, respectivement de 61 % et 32 %, en lumière continue, contre 37 % et 17 % sous 13 heures de photopériode ou en photopériode naturelle. Le gain de croissance est de 7 % chez la seconde espèce après 7 jours de traitement. Enfin, en 1976, Huh *et al.* triplent la croissance de *Perca fluvescans* en utilisant une photopériode de 16 heures au lieu de 8 heures.

Ces auteurs suggèrent que les résultats positifs qui sont obtenus sous photopériode longue ou sous lumière continue sont dus à une augmentation de la probabilité de rencontre entre la larve et sa proie et donc à une augmentation des chances de capture et d'ingestion. Les risques de sous-alimentation seraient minimisés et les mortalités réduites.

Dans notre expérience, l'analyse des contenus digestifs suggère en effet que les gains de croissance et de survie sont dus à une consommation globale deux fois plus importante chez les larves maintenues en lumière continue. Ce phénomène s'explique par une absence de prédation à l'obscurité alors que cette activité est ininterrompue lorsque l'éclairage persiste, mais également parce que les larves qui n'ont jamais été soumises à l'obscurité sont capables, à taille égale, d'ingérer ponctuellement plus de proies. Nous expliquons ce fait en partie par l'affaiblissement des larves soumises à une période de jeûne excessive (12 heures), mais aussi par la diminution probable de leurs capacités digestives. En effet Iwai (1971) démontre que la sécrétion des enzymes digestives est ralentie par le jeûne et que la lyse des aliments s'en trouve prolongée. Cette hypothèse serait confirmée par Kentouri (1985) qui observe que l'utilisation des nutriments est meilleure sous lumière continue lorsque la distribution de nourriture est étalée dans le temps.

Cependant, il arrive parfois que l'éclairage continu favorise la croissance mais entraîne d'importantes mortalités. Ce cas est signalé par Péguine (1984) chez *Sparus auratus*, par Ronzani-Cerqueira (1986) chez *Dicentrarchus labrax* et par Kiyono et Hirano (1981) chez *Mylio cephalus*. Ils démontrent que si 24 heures d'éclairement favorisent la croissance larvaire, l'optimum de survie est obtenu, respectivement pour les trois espèces citées, avec une photophase de 15 heures, 13 heures et 9 heures. Les conclusions de Barahona-Fernandes (1979) pour le loup, sont cependant inverses ; l'auteur obtient l'optimum de survie sous 24 heures et l'optimum de croissance sous 14 - 16 heures.

Quelquefois même, les effets d'un éclairage continu sont totalement négatifs sur la survie et sur la croissance. C'est le cas chez *Solea solea* (Fuchs, 1978) ou chez *Archosargus rhomboidalis* (Dowd et Houde, 1980) où des gains de croissance et de survie sont obtenus respectivement pour les deux espèces sous 12 heures et 13 heures d'éclairage au lieu de 18 ou 24 heures et 19 heures.

Les meilleures croissances qui sont obtenues en photophases courtes sont en général expliquées par le simple fait que ces durées d'éclairage correspondent à la photopériode qui caractérise l'aire et la période de frai de l'espèce (Blaxter, 1968c). Quant aux mortalités constatées en lumière continue, elles s'expliqueraient d'après Dowd et Houde (1980) et Ronzani-Cerqueira (1986) par un bilan énergétique négatif : si les larves chassent plus longtemps, leurs capacités d'ingestion sont cependant limitées et ne suffisent pas à couvrir leurs dépenses énergétiques.

D'une manière générale, chez les espèces qualifiées de chasseurs à vue, le rythme alimentaire est imposé par l'alternance lumière-obscurité. Nous avons pu démontrer que les larves de *Sparus auratus* âgées de 15 jours appartenaient à cette catégorie, mais qu'il était possible d'obtenir une activité de chasse continue en les soumettant à un éclairage artificiel 24 heures sur 24. Malgré tout, il apparaît pendant la nuit une certaine baisse d'activité qui disparaît chez des larves plus âgées (22 jours). Ceci suggère l'existence d'un rythme endogène qui disparaîtrait par la suite. Cette hypothèse serait confortée par les observations de Kentouri (1985). L'auteur signale qu'en lumière continue, l'activité alimentaire des larves de *Sparus auratus* est importante de 6 h à 20 h, faible entre 20 h et 24 h et quasiment nulle entre 24 h et 6 h. Chez *Dicentrarchus labrax*, Ronzani-Cerqueira (1986) constate le même phénomène pour des larves âgées de 11 jours, mais contrairement à ce que nous obtenons chez *Sparus auratus*, ce rythme s'imposerait de façon plus marquée chez des larves âgées de 30 jours.

L'existence de ce rythme endogène n'est cependant pas certaine puisque, dans nos conditions d'expérience, il se superpose à des variations de la quantité de proies disponibles. La différence de comportement signalée entre des animaux âgés de 15 et 22 jours s'expliquerait par une meilleure efficacité prédatrice des larves plus âgées. Dans cette hypothèse, une concentration de rotifères dans le milieu inférieure à 5 proies par millilitre serait limitante pour des larves âgées de moins de 15 jours, alors que l'efficacité de chasse des larves de 22 jours n'est pas affectée dans une gamme allant de 3 à 17 proies par millilitre. Ceci suggère également que nous pourrions améliorer les performances de l'élevage en augmentant la fréquence de distribution de nourriture.

Avant de conclure, il faut signaler que le développement normal de la vessie natatoire des larves de *Sparus auratus* n'est affecté ni par la présence d'un éclairage continu, ni par une photopériode de 12 heures même si cette dernière paraît insuffisante pour satisfaire les besoins des jeunes larves.

En tout état de cause, nous conservons un éclairage continu pour les 30 premiers jours d'élevage. Toutefois, si l'on croit à la nécessité d'une période de repos (Blaxter, 1978) et à la capacité que possède l'organisme à métaboliser une quantité fixe d'aliment en 24 heures (Dowd et Houde, 1980), il serait intéressant de tester une photopériode intermédiaire.

IV.3 INFLUENCE DE LA COULEUR (NOIRE OU BLANCHE) DES BASSINS SUR LA CROISSANCE, LA SURVIE ET L'INFLATION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE DES LARVES DE *SPARUS AURATUS*

IV.3.1 INTRODUCTION

Le repérage et la capture des proies dans le milieu sont particulièrement difficiles pour une jeune larve dont les capacités visuelles et natatoires sont limitées. D'après Blaxter (1969) et Barnabé (1976b), la perception du mouvement serait l'aspect primordial, ainsi que le contraste entre la proie et son milieu environnant (Blaxter, 1980).

L'optimisation du contraste peut être facilement réalisée en élevage en intervenant sur la couleur de la proie ou sur celle du bassin et/ou en modifiant les conditions d'éclairage. En effet, la vision des couleurs et leur discrimination a été démontrée chez la majorité des poissons téléostéens (Muntz et Cronly-Dillon, 1966 ; Ali, 1961). On découvre d'ailleurs que les espèces qui possèdent l'éventail de pigments visuels le plus vaste sont celles qui vivent près de la surface, là où la lumière est vive et son spectre large.

La coloration des proies, cependant, nécessite un nombre important de manipulations stressantes susceptibles de modifier leurs caractéristiques organoleptiques, alors que la modification de la couleur des bassins est simple à réaliser. Dans la littérature, on trouve alors deux théories qui s'opposent ; l'une estimant qu'un objet peu visible est mieux perçu s'il est plus sombre que le fond (Muntz, 1975) alors que l'autre estime que les proies sont plus visibles si elles sont brillantes sur un fond sombre (Blaxter, 1980). Nous avons donc choisi de comparer deux couleurs extrêmes, le blanc et le noir, en étudiant séparément l'impact de la couleur des parois et du fond sur la survie, la croissance et le déroulement de l'inflation primaire de la vessie natatoire pendant les 30 premiers jours de l'élevage.

IV.3.2 CONDITIONS EXPERIMENTALES

Les deux expériences sont réalisées chacune dans 4 bassins cylindroconiques fonctionnant en circuit fermé pour l'expérience "paroi" et en circuit ouvert pour l'expérience "fond". Pour la première, les bassins sont à parois blanches (B_1 et B_2) ou noires (N_1 et N_2) et à fond noir, et dans la seconde les parois sont noires et le fond blanc (B_1 et B_2) ou noir (N_1 et N_2). Les conditions d'élevage utilisées sont standard (cf. § I.3).

Jusqu'à l'âge de 4 jours, les larves sont maintenues en lumière naturelle tamisée (intensité 20 à 60 lux, photopériode naturelle), puis un éclairage artificiel est dispensé par des tubes fluorescents après suppression de toute source de lumière extérieure. L'éclairement mesuré à la surface de l'eau et au centre de chaque bassin est de 600 lux.

Pour l'expérience "fond", la photopériode est de 24 heures pendant les 30 jours d'élevage, alors que pour l'expérience "paroi", elle est de 24 heures les 20 premiers jours, puis de 12 heures pour les 10 derniers. Cette modification a été réalisée dans le but de pallier le problème apparu 16 jours après l'éclosion dans tous les bassins : une hypertrophie de la vessie natatoire. Ce type d'anomalie, qui se traduit par une augmentation considérable du volume de la vessie natatoire (le double, voire le triple du volume normal), maintient les larves en surface, leur supprimant ainsi toute autonomie de nage ou de chasse. Les causes de cette hypertrophie n'ont pas été identifiées, mais sont généralement reliées à un stress. Nous avons émis l'hypothèse que la suppression d'une période d'obscurité dans le cycle d'élevage pouvait avoir déclenché les anomalies de fonctionnement de la vessie natatoire. De ce fait, nous avons obtenu une amélioration, mais qui n'a duré que 24 heures.

Pour l'expérience "paroi" la nourriture est distribuée en deux fois dès le 4^{ème} jour d'élevage, pour maintenir une concentration de 10 proies par millilitre dans le milieu d'élevage : la première distribution à 9 h est constituée de rotifères enrichis en lipides et la seconde à 15 h constituée de rotifères enrichis dans une émulsion protéique (cf. § 1.3.4.2). Pour l'expérience "fond", des rotifères non enrichis sont distribués en une ration dès le 5^{ème} jour d'élevage à raison de 10 proies par millilitre.

Dès la première distribution de nourriture, les bassins sont équipés d'une rampe à air et de son piège flottant pour nettoyer la surface (cf. chapitre III).

Les mesures de croissance et l'évaluation des taux de vessies natatoires fonctionnelles sont effectuées tous les 3 à 4 jours, depuis le 4^{ème} ou 5^{ème} jour qui suit l'éclosion jusqu'à la fin de l'expérience (30 jours). La survie est évaluée le dernier jour d'élevage.

IV.3.3 RESULTATS : COULEUR DES PAROIS

IV.3.3.1 Croissance

L'évolution de la longueur totale des larves est représentée figure 22 en fonction de leur âge.

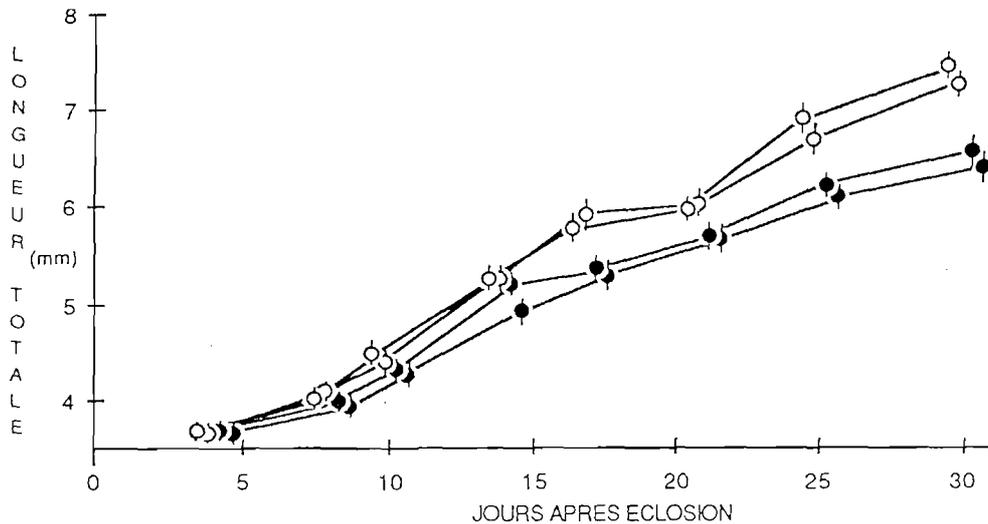


Figure 22 : Croissance en longueur des larves de *Sparus auratus* élevées dans des bassins à parois blanches (O) ou noires (●).

En début d'élevage, les larves mesurent en moyenne 3.7 mm. En 30 jours, elles atteignent une longueur moyenne de 7.4 mm dans les bassins à parois blanches et de 6.5 mm dans les bassins à parois noires. La croissance de chacun des lots peut être décrite de façon satisfaisante par un modèle linéaire. Les pentes obtenues sont différentes ($F = 19.25$, $ddl = 3$ et 24 , $P < 0.0005$) : globalement la vitesse de croissance des larves élevées dans les bassins à parois blanches est supérieure à celle des larves dans les bassins à parois noires. Les équations obtenues sont les suivantes.

$$L_t = 0.147 \text{ âge} + 3.045 \quad (\text{parois blanches})$$

$$L_t = 0.112 \text{ âge} + 3.303 \quad (\text{parois noires})$$

où L_t est la longueur totale des larves en millimètre et l'âge exprimé en jours après l'éclosion.

Afin de déterminer à partir de quelle période se manifestent les premiers ralentissements de croissance, une série d'analyses de variances a été réalisée sur les longueurs moyennes à chaque période de mesure (Tableau 21, p.86).

Tableau 21 : Analyses de variances effectuées sur la longueur moyenne des larves de *Sparus auratus* élevées dans des bassins à parois noires (N) ou blanches (B). Modèle hiérarchisé à deux facteurs : la couleur des parois (a) est fixe et la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. Les moyennes, classées par ordre décroissant sont comparées à l'aide du test de Newmann-Keuls. ddl : degrés de liberté ; P : probabilité ; — : groupes homogènes.

Age (jours)	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
4	1	2	0.20	> 0.25	—	2	76	0.56	> 0.25
8	1	2	2.66	> 0.10	—	2	76	2.19	> 0.1
10	1	2	8.05	> 0.10	—	2	76	0.92	> 0.25
14	1	2	1.98	> 0.25	—	2	76	5.70	< 0.005
17	1	2	39.78	< 0.025	B N	2	76	1.50	> 0.1
21	1	2	323.79	< 0.005	B N	2	76	0.09	> 0.25
25	1	2	30.40	< 0.05	B N	2	76	3.31	< 0.05
30	1	2	50.57	< 0.025	B N	2	76	2.37	> 0.1

Les premiers ralentissements de croissance s'observent chez les larves élevées en bassins noirs entre le 14ème et le 17ème jour d'élevage. Ils seraient peut-être décelables dès le 14ème jour s'il n'y avait eu hétérogénéité de réponse des doublets (F = 5.70, P < 0.005). Les différences se maintiennent ensuite de façon relativement constante jusqu'au 30ème jour, à la fin de l'élevage, où elles sont de 0.86 mm en moyenne soit un gain de 13 % pour les individus élevés dans les bassins à parois blanches (Tableau 22,p. 87).

Tableau 22 : Gains de croissance observés chez des larves de *Sparus auratus* élevées dans des bassins à parois blanches au lieu de parois noires.

Age (jours)	Gain de croissance (%)
17	9.97
21	5.58
25	10.30
30	13.31

IV.3.3.2 Survie

En fin d'expérience, la survie des 4 populations étudiées est de 22 et 23 % dans les bassins à parois blanches et de 41 et 49 % dans les bassins à parois noires. Nous comparons séparément les nombres de larves introduites dans les bassins en début d'expérience et le nombre de survivants obtenus en fin d'expérience (Tableau 23). Les comptages et les estimations sont effectués selon la méthode décrite § I.5.1.

Tableau 23 : Analyse de variances effectuées sur les nombres initiaux de larves introduites dans les bassins en début d'expérience (modèle aléatoire à un facteur : la répétition) et sur les nombres de survivants obtenus en fin d'expérience (modèle hiérarchisé à deux facteurs : la couleur des parois est fixe (a) ; la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. Les moyennes, classées par ordre décroissant, sont comparées à l'aide du test de Newmann - Keuls. Les larves sont élevées dans des bassins à parois noires (N) ou blanches (B). ddl : degrés de liberté ; P : probabilité ; — : groupes homogènes.

Nombre de larves	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
Initial	-	-	-	-	—	3	12	0.56	> 0.25
Final	1	2	35.36	< 0.05	N B	2	12	10.50	< 0.0025

Nous constatons que les quantités de larves initialement introduites dans les différents bassins sont identiques mais qu'après 30 jours de traitement, les nombres de survivants diffèrent : les bassins à parois noires contiennent deux fois plus de larves (survie moyenne 45 %) que les bassins à parois blanches (survie moyenne 21 %) malgré l'hétérogénéité des doublets ($F_b = 10.5, P < 0.0025$) qui provient sans doute de l'hétérogénéité de réponse des deux bassins à parois noires (41 et 49 %).

IV.3.3.3 Inflation primaire de la vessie natatoire

L'évolution du taux de vessies natatoires fonctionnelles est représentée figure 23 en fonction de l'âge des larves.

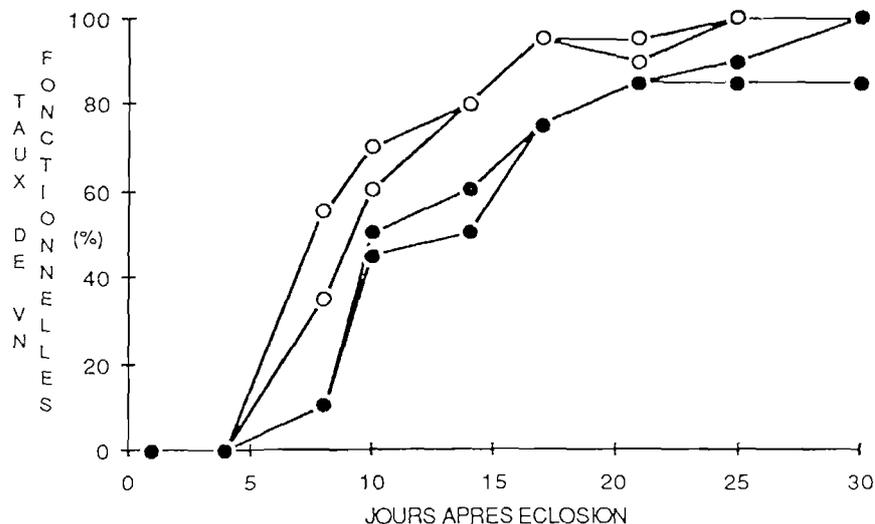


Figure 23 : Evolution temporelle du taux de vessies natatoires fonctionnelles chez des larves de *Sparus auratus* élevées dans des bassins à parois blanches (○) ou noires (●).

Les premières inflations s'observent pour tous les lots dès le 8ème jour d'élevage chez des larves mesurant 4 mm dans des proportions variant de 10 à 55 %. Le phénomène d'inflation se poursuit ensuite jusqu'au 17ème jour, puis se stabilise alors que la longueur des larves est de 5.6 mm en moyenne pour tous les bassins confondus. En fin d'expérience, le pourcentage de vessies natatoires fonctionnelles est pratiquement identique pour tous les lots : 100 % pour les larves élevées dans les bassins à parois blanches, 100 % et 85 % dans les bassins à parois noires.

IV.3.4 RESULTATS : COULEUR DU FOND

IV.3.4.1 Croissance

L'évolution de la longueur totale des larves est représentée figure 24 en fonction de leur âge.

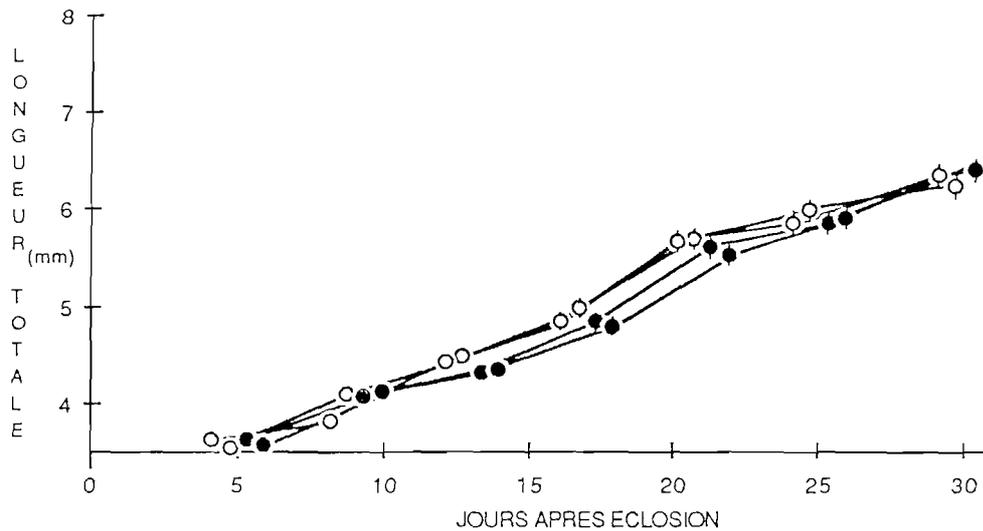


Figure 24 : Croissance en longueur des larves de *Sparus auratus* élevées dans des bassins à fond blanc (○) ou noir (●).

En début d'élevage les larves mesurent en moyenne 3.6 mm ; après 30 jours d'expérience, les longueurs moyennes pour les 4 élevages sont d'environ 6.4 mm. La croissance de chacun des lots est décrite de façon satisfaisante par un modèle linéaire. Les pentes obtenues sont identiques ($F = 0.12$, $ddl = 3$ et 20 , $P > 0.25$). L'équation moyenne est donc la suivante :

$$L_t = 0.116 \text{ âge} + 2.97$$

où L_t est la longueur totale des larves en millimètres et l'âge exprimé en jours après l'éclosion.

Une série d'analyses de variances réalisées pour chaque prélèvement ne permet pas non plus de déceler la moindre différence de croissance (Tableau 24, p.90).

Tableau 24 : Analyses de variances effectuées sur la longueur moyenne de larves de *Sparus auratus* élevées dans des bassins à fond noir (N) ou blanc (B). Modèle hiérarchisé à deux facteurs : la couleur du fond (a) est fixe et la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. ddl : degrés de liberté ; P : probabilité.

Age (jours)	ddl		Fa	P	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂			k ₁	k ₂		
5	1	2	0.012	> 0.25	2	76	8.40	< 0.001
9	1	2	0.95	> 0.25	2	76	23.98	< 0.0005
13	1	2	12.17	> 0.05	2	76	0.61	> 0.25
17	1	2	0.11	> 0.25	2	76	37.80	< 0.0005
21	1	2	0.86	> 0.25	2	76	23.20	< 0.0005
25	1	2	0.22	> 0.25	2	76	6.20	< 0.0005
30	1	2	5.43	> 0.1	2	76	3.59	< 0.0005

IV.3.4.2 Survie

En fin d'expérience, la survie des 4 populations est de 9 et 8 % dans tous les bassins à fond noir ou blanc.

IV.3.4.3 Inflation primaire de la vessie natatoire

L'évolution des pourcentages de vessies natatoires fonctionnelles des 4 populations étudiées est représentée figure 25 (p. 91) en fonction de l'âge.

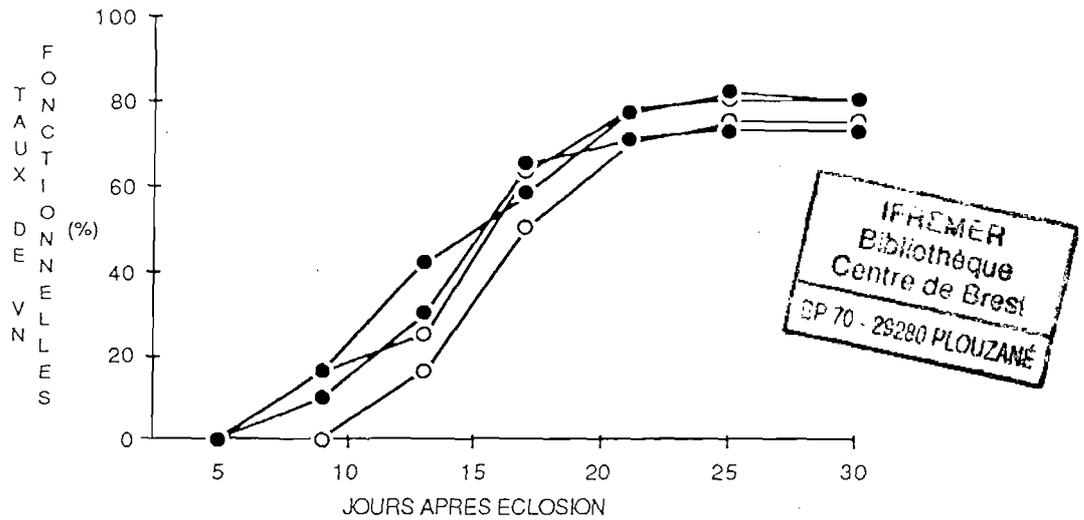


Figure 25 : Evolution temporelle du taux de vessies natatoires fonctionnelles chez des larves de *Sparus auratus* élevées dans des bassins à fond blanc (○) ou noir (●).

Les premières vessies natatoires expansées sont observées 9 jours après l'éclosion dans des proportions variant de 0 à 16 %. Les taux augmentent ensuite jusqu'au 17ème jour pour se stabiliser au 21ème jour d'élevage. En fin d'expérience, les valeurs sont de 75 et 80 % pour les lots B₁ et B₂ et de 73 et 80 % pour les lots N₁ et N₂.

IV.3.5 DISCUSSION ET CONCLUSION

La croissance et la survie des larves de *Sparus auratus* sont fortement influencées par la couleur des parois que nous utilisons, mais pas du tout par la couleur de leur fond. La survie des lots élevés en bassins à parois noires est deux fois plus importante qu'en bassins à parois blanches, mais dans ces derniers, les larves ayant survécu présentent un gain de croissance en longueur de 13 % après 30 jours d'élevage par rapport à celles élevées dans les bassins à parois noires.

L'antagonisme des résultats entre la croissance et la survie est fréquemment expliqué par des effets de "charge". En effet, lorsque la densité des poissons dans une enceinte d'élevage est importante, deux types de problèmes peuvent apparaître : la dégradation du milieu en termes de disponibilité en oxygène ou d'accumulation de catébolites et la compétitivité entre individus. Cette compétitivité peut être d'ordre alimentaire ou territoriale. Dans ce dernier cas, la promiscuité des animaux est souvent un facteur inhibiteur de la croissance.

Dans le cadre de notre expérience, nous n'avons jamais noté de différences de qualité d'eau dans les divers milieux d'élevage, que ce soit au niveau de la teneur en ammoniacale, en nitrites, en nitrates, ou en oxygène dissous. De même, la disponibilité en proies ne peut être mise en cause du fait du caractère excédentaire du rationnement. Il est donc fort probable que les faibles taux de croissance observés dans les bassins les plus chargés proviennent d'une compétitivité territoriale.

Les différences de charges dans les bassins, apparaissent dès les 10ème - 12ème jours d'élevage, qui marquent la fin de la crise de mortalité la plus importante, et les premières différences de croissance sont signalées 5 jours plus tard. Ces dernières sont déjà du même ordre de grandeur (10 %) que les différences qui sont observées en fin d'expérience (13 %) et qui sont caractéristiques de charges de 23 larves au litre au lieu de 45. Un phénomène similaire est signalé chez un autre sparidé, *Archosargus rhomboidalis* (Houde, 1975) où, dans une gamme allant de 2 à 32 larves par litre, la croissance est inversement proportionnelle à la charge. Chez le juvénile d'*Ictalurus punctatus*, Gatlin *et al.* (1986) constatent que des augmentations de charge perturbent l'efficacité d'ingestion. Ainsworth *et al.* (1985) signalent que cela correspond à une élévation de la concentration en cortisol dans le plasma, que de nombreux auteurs reconnaissent comme indicateur de stress (Strange, 1980 ; Mazeaud et Mazeaud, 1981).

Les effets de la charge seront d'autant plus manifestes que le comportement territorial de l'espèce sera marqué. Ainsi le loup pourrait être qualifié d'espèce "sociale", puisqu' élevé à des charges de 30 à 50 larves au litre (Barnabé, 1976b) ou 40 à 60 larves au litre (Barahona - Fernandes, 1978b), il ne manifeste aucune différence de croissance ou de survie. Shelbourne (1968) montre que c'est également le cas des larves de *Pleuronectes platessa* dans une gamme allant de 20 à 40 oeufs au litre. Il ne faut pas négliger non plus le fait que, dans le cas où des différences de charges apparaissent après mortalité d'une partie du cheptel, les survivants puissent être des individus dotés d'un potentiel de croissance supérieur.

Mais quelles peuvent être les causes entraînant une telle différence de survie entre les lots élevés en bassins blancs ou noirs ?

Comme nous l'avons signalé précédemment, la crise de mortalité la plus importante apparaît entre le 9ème et le 12ème jour d'élevage. Elle ne peut donc être reliée qu'à un problème relatif à l'entrée dans la vie trophique. L'hypothèse la plus probable serait un meilleur repérage de la proie dans

les bassins à parois noires. En effet, le rotifère apparaît sous forme de petits points blancs réfringents, et se distingue plus facilement sur une paroi sombre que sur une paroi claire. Dans l'hypothèse où l'oeil de la larve de *Sparus auratus*, aurait une sensibilité au contraste proche de la nôtre, elle localiserait et capturerait plus aisément les proies dans un bassin peint en noir plutôt qu'en blanc. L'amélioration de l'efficacité de prédation par augmentation du contraste entre la proie et son milieu environnant est d'ailleurs signalée chez les larves de nombreuses espèces : *Clupea harengus* (Blaxter, 1962), *Pleuronectes platessa* (Shelbourne, 1964), *Solea solea* (Dendinos *et al.*, 1984) et *Cyprinus carpio* (Matsuike *et al.*, 1981). Dans ce dernier cas, l'auteur démontre que la turbidité de l'eau réduit l'acuité visuelle de la carpe par une simple atténuation du contraste apparent des objets.

Dans le cas précis où la couleur noire des bassins s'avère préférable à la couleur blanche tant en terme de survie que de croissance, on peut citer la larve de turbot, *Scophthalmus maximus* (Howell, 1977) et la larve de loup (Lemarié, 1983 ; Ronzani - Cerqueira, 1986). Chez cette dernière espèce, les auteurs signalent une modification du comportement : dans les bassins blancs, les larves sont attirées par la paroi, s'y regroupent et semblent arrêter toute activité de chasse. Barnabé (1976b) précise que ce comportement survient sur toute paroi claire, réfléchissante ou transparente. Il désigne ce phénomène sous le nom d'"effet miroir". Un comportement similaire est signalé chez *Stizostedion vitreum* (Corraza et Nickum, 1981) dans des bassins blancs. Il disparaît en bassins gris. Quelle que soit la couleur de paroi utilisée, ou le type d'élevage réalisé, nous avons toujours observé ce comportement chez *Sparus auratus* ; il est détaillé dans le chapitre VI.

Si nos résultats soulignent l'importance de la couleur des parois des bassins, ils indiquent cependant que la couleur du fond est sans effet sur la survie ou la croissance des larves de daurades. Ce fait est également signalé pour le loup par Ronzani - Cerqueira (1986). Nous le relierions, d'une part, à la forme conique du fond qui minimise les effets réfléchissants de la lumière et, d'autre part, au comportement de la larve elle-même :

Dans les premiers jours de la vie larvaire, l'animal occupe le tiers supérieur du volume et reste près des parois. Lorsqu'elle chasse, la larve de *Sparus auratus* décrit des trajectoires rectilignes ou en dent de scie. Son champ visuel ne s'étend que de 30° de part et d'autre de l'axe du corps (Kentouri, 1985). Les changements de direction répétés qu'elle effectue dans tous les plans lui

confèrent un champ d'observation important, mais la larve ne réagit qu'aux particules situées dans l'axe du corps ; la proie est en général repérée en vision latérale monoculaire. Ce n'est que lorsque la larve se positionne pour l'attaque qu'elle pratique une vision binoculaire. Son champ visuel s'élargira à 120° lorsqu'elle atteindra 6.5 mm (Kentouri, 1985), mais même à cette taille, elle se tient toujours éloignée du fond du bassin et près de la paroi. Ainsi les larves seraient peu influencées par les caractéristiques lumineuses du fond des bassins.

Ginetz et Larkin (1973) ont pu démontrer l'influence de la couleur du fond de leurs bassins sur le comportement alimentaire des alevins de truite, *Salmo gairdneri*, en leur offrant des proies de diverses couleurs (des oeufs colorés). Ils remarquent une nette préférence pour les oeufs dont la couleur contraste le plus avec la couleur du fond. Il faut signaler cependant que ces expériences ont été réalisées dans des bassins rectangulaires peu profonds (30 cm).

Quant au développement de la vessie natatoire, il n'est perturbé ni par la couleur du fond, ni par celle de la paroi de l'enceinte d'élevage, et les phénomènes d'hypertrophies qui ont été signalés vers le 16ème jour, affectent indifféremment les deux types d'élevage. Cette maladie, connue sous le nom de SBSS (Swim Bladder Stress Syndrome) a souvent été observée chez les larves de diverses espèces dans différentes conditions d'élevage : *Scophthalmus maeoticus* (Spectorova et Doroshev, 1976), *Mugil cephalus* (Nash *et al.*, 1977) ou encore *Sparus auratus* (Paperna, 1978). Des conditions de stress, durant le développement larvaire ont été avancées comme la principale cause de ce syndrome, mais elles ne sont pas toujours clairement mises en évidence (Paperna *et al.*, 1981). On l'observe, par exemple, chez *Dicentrarchus labrax* dans des conditions de salinité ou d'éclairement supérieures à celles du milieu naturel (Johnson et Katavic, 1984 ; Weppe et Joassard, 1986) ou chez *Micropterus salmoides* après une manipulation ou un transport (Bagarinao et Kungvankij, 1986 ; Carmickael et Tomasso, 1984). D'après Katavic (1986), chez *Dicentrarchus labrax*, et Al - Abdul - Elah *et al.* (1983) chez *Acanthopagrus curvieri*, l'hypertrophie résulterait d'une sécrétion excessive de gaz, au niveau du *rete mirabile*, consécutive à des désordres métaboliques provoqués par une carence nutritionnelle. Dans notre expérience, cette hypothèse reste la plus probable car nous n'avons identifié aucune modification brutale de la qualité du milieu d'élevage.

Pour la suite de notre travail, nous conserverons donc la couleur noire des parois mais également du fond pour les 30 premiers jours de l'élevage puisque cela nous permet d'atteindre les taux de survie les plus élevés, sans perturber outre mesure la croissance ou la qualité des larves.

CHAPITRE V
QUALITE NUTRITIVE DES PROIES ET
SEQUENCE ALIMENTAIRE



V.1 INFLUENCE DE LA SEQUENCE ALIMENTAIRE ET DE L'ENRICHISSEMENT PROTEIQUE DES ROTIFERES SUR LA CROISSANCE ET L'INFLATION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE DES LARVES DE *SPARUS AURATUS*

V.1. INTRODUCTION

Pour réaliser l'élevage intensif de *Sparus auratus*, on trouve en général dans la littérature trois types d'aliments répartis selon différentes séquences alimentaires : il s'agit des algues, des rotifères et des artémies. Person-Le Ruyet et Verillaud (1980) distribuent des algues, *Prasinocladus marinus*, du 4ème au 6ème jour qui suit l'éclosion, puis des rotifères du 5ème au 16ème jour et enfin des *nauplii* d'artémie du 12ème au 25ème jour. Tandler et Sherman (1981) et Tandler et Mason (1984) utilisent des chlorelles et des rotifères pendant 30 jours. Tandler et Helps (1985) distribuent également des chlorelles et des rotifères pendant 30 jours, mais aussi des *nauplii* d'artémie à partir du 8ème jour et jusqu'au 40ème jour. Péguin (1984) et Berg *et al.* (1983) n'utilisent que du rotifère.

Parfois les séquences alimentaires sont plus complexes : Odai *et al.* (1981), par exemple, distribuent en plus du rotifère et de l'artémie du crabe broyé. Alessio *et al.* (1975) utilisent des algues, des rotifères, des *nauplii* et des adultes de copépodes d'élevage (*Euterpina sp.* et *Tisbe sp.*), et des *nauplii* et des adultes d'artémie.

L'utilisation de différents types de proies est souvent préconisé pour élever des espèces dont on ne connaît pas les besoins nutritionnels, car cela comporte moins de risques qu'une alimentation monospécifique. Cependant la production de ces proies vivantes est souvent fastidieuse et coûteuse mais surtout quantitativement et qualitativement peu fiable. De plus le changement de proie n'est pas toujours bien accepté par les larves. Nous avons donc choisi de nous orienter vers une séquence simple qui ne comporte que du rotifère et du *nauplius* d'artémie. L'utilisation du rotifère en début d'élevage est imposée par les dimensions de la bouche des larves et l'artémie est choisie pour la simplicité de son élevage et parce qu'il est prouvé que dans la nature les larves de *Sparus auratus* se nourrissent principalement de crustacés (Divanach, 1985).

La qualité nutritionnelle de ces deux types de proies est très variable mais le rotifère présente l'avantage, que n'a pas le *nauplius* d'artémie, de pouvoir être enrichi (Owen *et al.*, 1975 ; Yone et Fujii, 1975a ; Cowey *et al.*, 1976 ; Fujii et Yone, 1976 ; Gatesoupe *et al.*, 1977 ; Scott et Middleton, 1979 ; Watanabe *et al.*, 1983). La qualité du *nauplius* dépend de la souche utilisée (Mac Phee *et al.*, 1980 ; Leger *et al.*, 1987).

Dans cette partie, nous étudions l'impact sur la croissance et sur le taux d'inflation primaire de la vessie natatoire des larves, de deux types de rotifères de qualités différentes, et nous essayons de déterminer un âge optimal pour leur substituer le *nauplius* d'artémie.

V.1.2 CONDITIONS EXPERIMENTALES

L'expérience est réalisée dans 6 bassins cylindroconiques à parois et à fond noirs, montés en circuit ouvert. Les conditions d'élevage utilisées sont "standard" (cf. §.I.3). Les larves sont maintenues sous lumière naturelle tamisée depuis l'éclosion jusqu'à l'âge de 4 jours (intensité 20 à 40 lux, photopériode naturelle) puis sous un éclairage artificiel (intensité 600 lux, photopériode 24 heures).

Les élevages sont d'abord nourris, dès le 5ème jour, soit de rotifères enrichis dans un mélange protéique (cf. §.I.3.4.2), soit de rotifères non enrichis, distribués en une fois à 9 H (5 millions par bassin). Les différents lots reçoivent ensuite un second type de proies, des *nauplii* d'artémie (Ao). Le passage sur artémie s'effectue à différents âges : 15, 22 ou 30 jours (Tableau 25).

Tableau 25 : Séquence nutritionnelle pour les différents lots. Trois types de proies sont distribués : des rotifères enrichis dans un mélange protéique (E) ou des rotifères non enrichis (NE) et des *nauplii* d'artémie (Ao).

Lots	E15	NE15	E22	NE22	E30	NE30
âge de passage sur Ao	15		22		30	
type de rotifères	E	NE	E	NE	E	NE
Bassins	1	2	1	2	1	2

La période de "chevauchement" entre rotifères et artémies est de un jour. La quantité d'artémies distribuée est ajustée au cours de la journée en fonction de la consommation des larves. Elle varie de 200.000 Ao par bassin au départ à 800.000 Ao en fin d'expérience.

Dès la première distribution de nourriture, les bassins sont équipés d'une rampe à air et de son piège flottant, pour nettoyer la surface de l'eau (cf. chapitre III).

Les mesures de croissance et l'évaluation du taux de vessies natatoires fonctionnelles sont effectuées tous les 3 à 5 jours, du 5ème jour qui suit l'éclosion jusqu'à la fin de l'expérience (50 jours). Une étude histologique du foie, du pancréas et du cerveau est effectuée au 5ème jour qui suit l'éclosion, selon la technique classique d'inclusion à la paraffine et coloration à l'éosinate d'azur.

V.1.3 RESULTATS

V.1.3.1 Croissance

La croissance en longueur des larves est représentée figure 26 (p. 99) en fonction de leur âge.

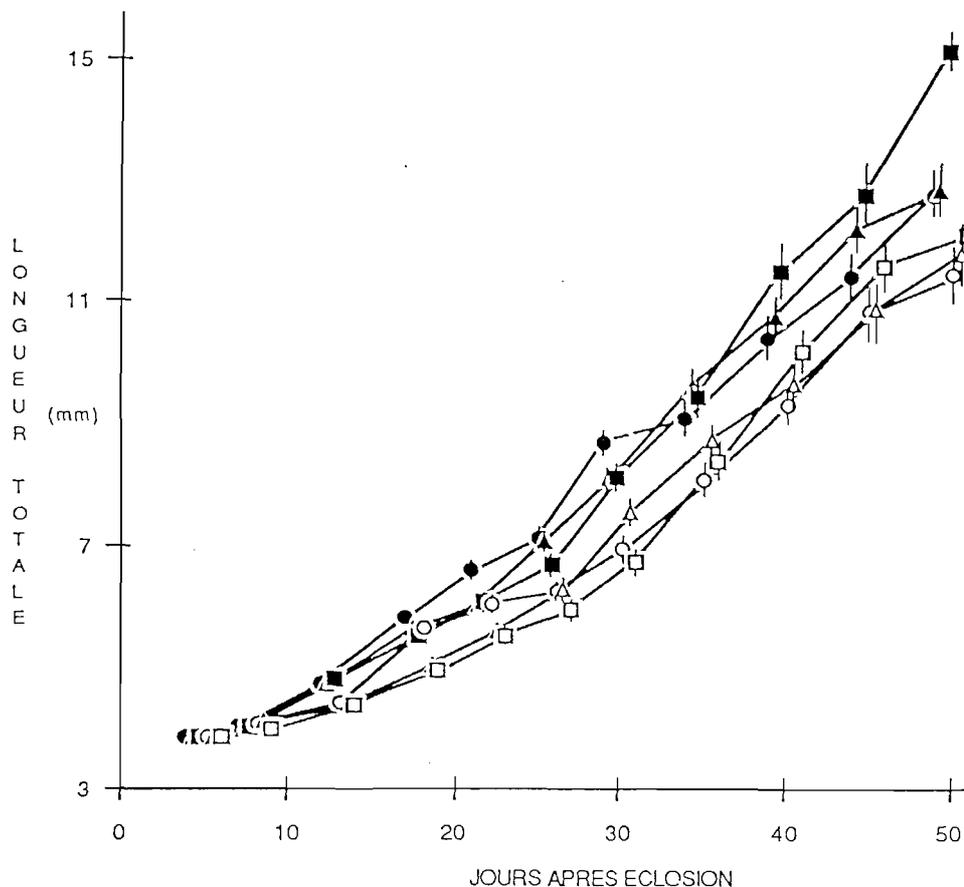


Figure 26 : Croissance en longueur des larves de *Sparus auratus* nourries selon 6 séquences alimentaires différentes comprenant des rotifères enrichis dans un mélange protéique (symboles noirs) ou des rotifères non enrichis (symboles blancs) et des *nauplii* d'artémie distribués respectivement à l'âge de 15 (○) , 22 (△) ou 30 jours (□).

Cinq jours après l'éclosion, la longueur moyenne des larves issues des différents élevages est d'environ 3.9 mm. En fin d'expérience, au 50ème jour, la disparité de taille entre les différentes populations est importante. Elle varie entre 11.4 mm et 15.1 mm. La croissance de chacun des lots est décrite de façon satisfaisante par un modèle exponentiel. Les taux de croissance sont différents ($F = 5.15$, $ddl = 5$ et 54 , $P < 0.0005$). Globalement un lot se distingue nettement des autres : ce sont les larves nourries de rotifères enrichis jusqu'au 30ème jour (E30), alors qu'entre les autres lots les différences ne sont pas évidentes :

E30 E22 E15 NE30 NE22 NE15

L'équation obtenue pour l'élevage E30 est donc la suivante :

$$\text{Log } L_t = 0.0135 \text{ âge} + 0.5019$$

où L_t est la longueur totale des larves en millimètre, et l'âge exprimé en jours après l'éclosion.

Afin d'éclaircir ce qui se passe au niveau des autres lots, nous avons réalisé une série d'analyses de variances et de tests t sur les longueurs des larves mesurées à chaque prélèvement (Tableau 26, p. 101).

Au moment où l'expérience démarre, les différentes populations ont la même taille. L'effet positif de l'enrichissement du rotifère est décelé après 8 jours d'alimentation (au 13^{ème} jour) et se maintient tout au long de l'expérience, même lorsque les larves se nourrissent de *nauplii* d'artémie depuis plus de 20 jours. Si l'on ne tient compte que du facteur enrichissement, le gain de croissance global, par rapport aux larves nourries de rotifères non enrichis s'accroît au fur et à mesure que l'animal grandit, partant de 8 % au 13^{ème} jour pour atteindre 17 % au 30^{ème} jour et se stabiliser entre 10 et 15 % par la suite (Tableau 27, p. 102).

Tableau 26 : Analyses de variances et test t effectués à différents âges sur la longueur totale des larves de *Sparus auratus* nourries selon 6 séquences alimentaires différentes : E15 - E22 - E30 - NE15 - NE22 - NE30.

- . à J₅ : analyse de variances à un facteur aléatoire : la répétition (d)
- . de J₈ à J₂₂ : analyses de variances à deux facteurs : l'enrichissement (a) est fixe et la répétition (d) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a.
- . de J₂₆ à J₅₀ : analyses de variances à deux facteurs fixes : l'enrichissement (a) et le passage sur A₀ (b).

Les moyennes sont classées par ordre décroissant et comparées à l'aide du test de Newmann-Keuls. ddl : degrés de liberté ; ab : interaction ; P : probabilité ; E : rotifères enrichis ; NE : rotifères non enrichis ; indices 15, 22, 30 : âge du passage sur artémie (A₀) en jours ; J_x = x jours après l'éclosion.

Age (jours)	ddl		Fa	P	ddl		Fb	P	ddl		Fab	P	Groupes homogènes	ddl		Fd	P
	k ₁	k ₂			k ₁	k ₂			k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	--	5	114	1.12	> 0.25
8	1	4	7.32	> 0.05	-	-	-	-	-	-	-	-	--	4	114	1.92	> 0.1
13	1	4	209.61	< 0.0005	-	-	-	-	-	-	-	-	E NE	4	114	1.08	> 0.25
18	1	2	46.40	< 0.0025	-	-	-	-	-	-	-	-	E NE	2	76	3.19	< 0.05
<i>Test t : E15 et NE15 t = 3.812 ddl = 38 P = 0.000</i>																	
22	1	2	100.50	< 0.001	-	-	-	-	-	-	-	-	E NE	2	76	1.00	> 0.25
<i>Test t : E15 et NE15 t = 7.804 ddl = 38 P = 0.000</i>																	
26	1	76	207.50	< 0.005	1	76	0.12	> 0.25	1	76	0.41	> 0.25	E NE	-	-	-	-
<i>Test t : E30 et NE30 t = 9.016 ddl = 38 P = 0.000</i>																	
30	1	76	109.04	< 0.0005	1	76	0.00	> 0.25	1	76	27.85	< 0.005	E NE	-	-	-	-
<i>Test t : E30 et NE30 t = 11.16 ddl = 38 P = 0.000</i> E15 E22 NE15 NE22																	
35	1	114	116.62	< 0.0005	1	114	15.04	< 0.0005	1	114	0.49	> 0.25	E NE	-	-	-	-
22 30 15																	
40	1	114	163.80	< 0.0005	1	114	40.73	< 0.0005	1	114	0.82	> 0.25	E NE	-	-	-	-
30 22 15																	
45	1	114	31.01	< 0.01	1	114	11.59	< 0.0025	1	114	0.99	> 0.25	E NE	-	-	-	-
30 22 15																	
50	1	114	96.30	< 0.001	1	114	26.17	< 0.0005	1	114	11.27	< 0.0025	E NE	-	-	-	-
30 22 15																	
E30 E22 E15 NE30 NE22 NE30																	

Tableau 27 : Gains de croissance observés chez des larves de *Sparus auratus* nourries de rotifères enrichis dans un mélange protéique au lieu de rotifères non enrichis.

Age (jours)	Gain de croissance (%)
13	7.9
18	8.4
22	9.1
26	13.2
30	17.4
35	12.0
40	12.0
45	10.1
50	15.3

Quant à l'effet positif de l'artémie, il se manifeste 10, 13 et 15 jours après le passage sur cette proie chez les lots qui ont été nourris de rotifères respectivement pendant 25, 17 et 10 jours, indiquant une croissance d'autant meilleure que le passage sur artémie s'est fait tardivement. Cet effet se maintient jusqu'à la fin de l'expérience.

De façon plus précise, les passages aux 15^{ème} ou 22^{ème} jour donnent des croissances équivalentes et inférieures au passage au 30^{ème} jour. Les différences de croissance sont respectivement, de 8.2, 7.6 et 11.3 %, à l'âge de 40, 45 et 50 jours. Il faut attendre le 50^{ème} jour pour constater une interaction entre les deux facteurs qui précise que c'est finalement l'enrichissement du rotifère combiné au passage le plus tardif sur *nauplii* d'artémie (A_0) qui donne la meilleure croissance. Ce lot est suivi des deux autres lots nourris de rotifères également enrichis mais passés plus tôt sur A_0 (15^{ème} et 22^{ème} jour). Les lots les moins performants ont été nourris de rotifères non enrichis et sont passés indifféremment sur A_0 aux jours 15, 22 ou 30.

V.1.3.2 Inflation primaire de la vessie natatoire

L'évolution du taux de vessies natatoires fonctionnelles est représentée figure 27 en fonction de l'âge des larves.

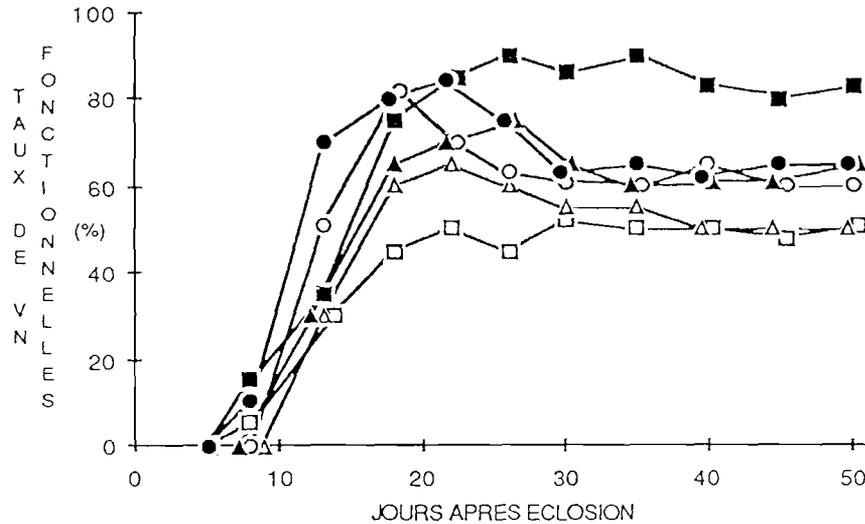


Figure 27 : Evolution temporelle du taux de vessies natatoires fonctionnelles chez les larves nourries selon 6 séquences alimentaires comprenant des rotifères enrichis dans un mélange protéique (symboles noirs), des rotifères non enrichis (symboles blancs), et des *nauplii* d'artémie distribués respectivement à l'âge de 15 (○), 22 (△) ou 30 jours (□).

Les premières expansions s'observent dès le 8ème jour alors que les larves mesurent en moyenne 4 mm. Des hyperdilatations de la vessie gazeuse apparaissent 3 à 7 jours après le passage sur artémie chez des larves qui mesurent de 6 à 7 mm, dans tous les lots à l'exception des lots nourris pendant 25 jours de rotifères enrichis ou pas. Ce phénomène dure 8 à 12 jours, et lorsqu'il s'achève, les animaux mesurent 8 à 9.6 mm. Les taux de vessies natatoires fonctionnelles qui sont observés avant l'apparition des premiers symptômes d'hyperinflation sont de 84, 70, 82 et 65 % respectivement pour les lots E15, E22, NE15 et NE22. En fin d'élevage, ils ne sont plus que de 65, 65, 60 et 50 % probablement à cause de la mortalité des individus qui ont subi l'hyperinflation. Le taux d'inflation primaire pour le lot E30 atteint 83 % alors que pour le lot NE30, il ne dépasse pas 51 %, très certainement à cause de l'élimination incomplète du film gras de surface.

V.1.3.3 Pathologie

Parallèlement au problème d'hyperdilatation, nous observons dans tous les lots à l'exception du E30, un comportement anormal des larves qui restent en surface et tournent sur elles-mêmes. Ce phénomène de tournis est difficilement dissociable des symptômes provoqués par l'hyperinflation de la vessie natatoire, puisque ces derniers se caractérisent également par une nage de surface en vrille.

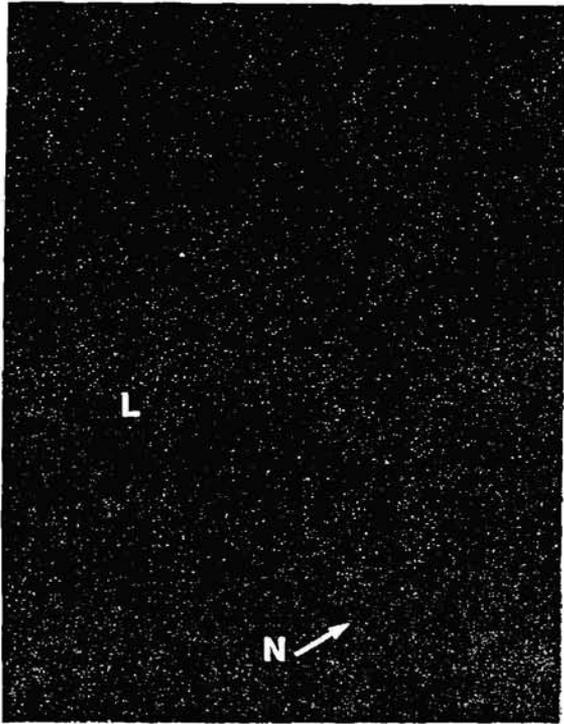
Cependant le tournis affecte aussi bien les larves qui possèdent une vessie natatoire normale que celles qui en sont dépourvues. Il se maintient jusqu'au dernier jour d'élevage. Le phénomène est d'autant plus marqué que le passage sur artémie est précoce, mais moins accentué chez les lots nourris de rotifères enrichis. Le lot E30, par exemple, n'a jamais présenté de tournis alors que chez le lot NE30, le phénomène apparaît de façon très légère à partir du 35^{ème} jour d'élevage.

Une étude histologique des larves âgées de 50 jours atteintes de tournis ne révèle aucune lésion suspecte au niveau du cerveau par comparaison avec les larves saines, alors que le foie et le pancréas, d'apparence normale témoignent cependant d'un état de jeûne prolongé : le foie n'est pas stéatosé comme celui des larves qui se sont nourries, et le pancréas, dans lequel on observe peu de granules de zymogène, n'est que moyennement actif (Figure 28, p. 105).

La stéatose du foie chez les larves que nous qualifions de "saines" est en fait l'indicateur d'une perturbation du métabolisme lipidique chez les larves qui se nourrissent. Elle est caractéristique des animaux d'élevage et n'est pas observée chez les individus sauvages du milieu naturel. Le tournis, lui, serait un indicateur de sous-alimentation ou de mauvaise assimilation de la nourriture ingérée.

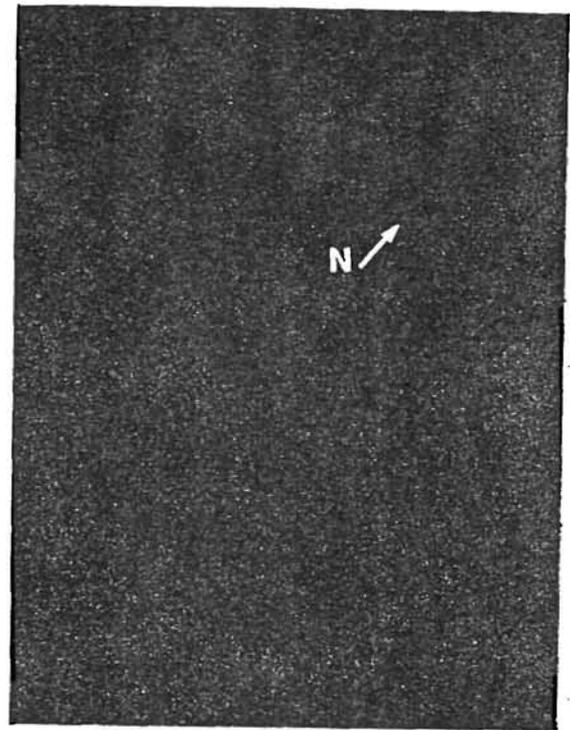
FIGURE 28: Foie et Pancreas de Larves de Daurade
de 50 jours

A



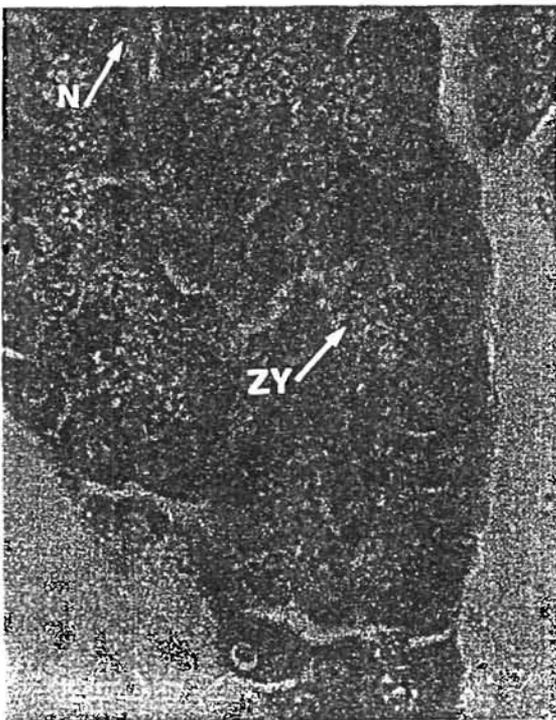
Steatose hepatique
Larves nourries

B



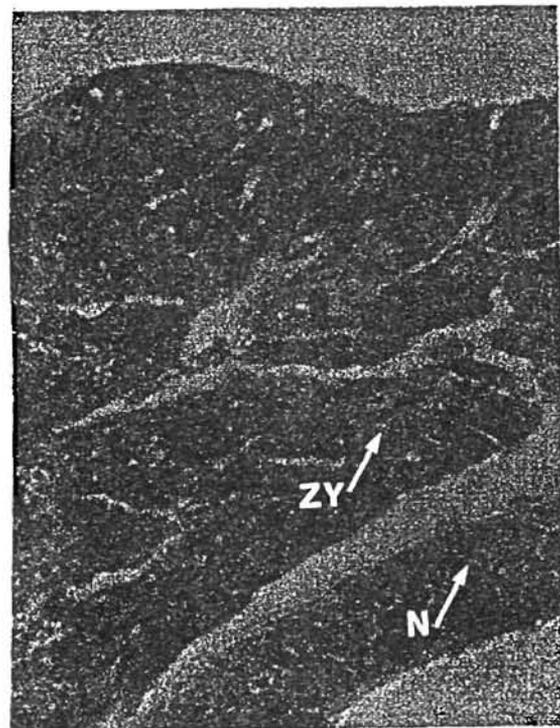
Absence de steatose
Larves à jeun

A



Pancreas actif
Nombreux granules de zymogène

B



Pancreas peu actif
Peu de granules de zymogène

A: Larve "saine" sans tounis ; B: Larve atteinte de tounis N: Noyau ; L: Lipide dans le cytoplasme
ZY: Granules de zymogène

V.1.4 DISCUSSION ET CONCLUSION

Le meilleur taux de croissance que nous obtenons correspond à l'utilisation du rotifère enrichi dans le mélange protéique couplé au passage sur artémie le plus tardif (30 jours, 7 à 8 mm).

Toute autre combinaison, outre un retard de croissance, provoque des perturbations physiologiques et comportementales graves dont les conséquences visibles sont des hyperinflations de la vessie natatoire et/ou le "tourmis". Ces troubles concernent moins les larves qui sont nourries de rotifères enrichis mais sont d'autant plus marqués que le passage sur artémie est précoce.

Les effets positifs de l'enrichissement des rotifères sur la croissance sont visibles dès le 8ème jour d'alimentation et persistent jusqu'au 30ème jour d'élevage même chez les larves qui n'ont consommé ce type de rotifères que pendant 11 jours. Les gains de croissance obtenus sont indéniables (15 %) mais n'ont d'équivalent chez aucune espèce d'élevage étudiée jusqu'à présent. En effet, chez la larve de *Dicentrarchus labrax*, Gatesoupe et Luquet (1981) ainsi que Gatesoupe et Le Milinaire (1985) testent plusieurs types d'enrichissements protéiques différents, mais n'obtiennent aucune amélioration de la survie ou de la croissance. Chez cette espèce et chez le turbot, Gatesoupe (1986a) observe même une diminution de la teneur en acides aminés libres (aal) chez les larves. L'auteur suggère qu'un apport direct d'aal purifiés, dans l'alimentation du rotifère pourrait être plus efficace mais il teste sans succès le tryptophane chez le loup et le turbot (Gatesoupe, 1986b).

Nous suggérons que les résultats positifs que nous obtenons sont dus à la présence, dans le milieu d'enrichissement, d'une proportion importante d'autolysat (80 %) et d'aal telle la DL méthionine (2 %). En effet, une des caractéristiques des larves de Téléostéens réside dans la possibilité qu'elles ont d'ingérer les protéines intactes de petite taille directement par pinocytose au niveau de l'épithélium rectal. (Iwai et Tanaka, 1968 ; Iwai, 1968a, 1968b, 1969 ; Tanaka, 1971, 1973 ; Vu-Tan-Tue, 1976) ou au niveau de l'intestin moyen (Noaillac-Depeyre et Gas, 1973, 1976, 1979). Les acides aminés, quant à eux, sont directement assimilés à travers la barrière intestinale.

Cette digestion intracellulaire, relativement primitive, est la principale caractéristique des processus de digestion et d'absorption des larves, post-larves et parfois même des adultes de poissons agastres (Yamamoto, 1966 ; Govoni, 1980).

Les acides aminés constituent pour l'individu une réserve pour la synthèse des protéines structurales ou enzymatiques et jouent un rôle important dans l'osmorégulation. Quant à la méthionine elle-même, elle est considérée comme un acide aminé essentiel chez les poissons (Métailler *et al.*, 1973). Alliot *et al.*, (1974) signalent même que dans les matières premières utilisées pour la fabrication des aliments, cet acide aminé est connu pour être le premier limitant pour les besoins des poissons. Thébault (1983) démontre que chez *Dicentrarchus labrax*, la croissance est optimisée par l'adjonction de 1.3 % de méthionine dans l'aliment dont 0.6 % sous forme libre. Kaushik et Luquet (1980) décrivent un phénomène identique chez la truite. Cowey et Sargent (1979) l'expliquent par une absorption plus rapide des acides aminés essentiels libres à travers la barrière intestinale, ce qui rend leur importance prépondérante dans la biosynthèse des protéines.

Enfin, il ne faut pas négliger le rôle attractant des acides aminés en général (Mackie *et al.*, 1980 ; Gohl et Tamura, 1980 ; Fuke *et al.*, 1980 ; Guillaume, 1985), comme c'est le cas pour l'inosine, la bétaine ou la glycine chez *Solea vulgaris* (Métailler *et al.*, 1983 ; Cadena-Roa *et al.*, 1982).

Les troubles provoqués par l'utilisation précoce de l'artémie peuvent être expliqués quant à eux, soit par une incompatibilité entre la taille de la proie et les capacités de préhension de la larve ou les dimensions de son tube digestif, soit par une incompatibilité entre la qualité de l'artémie et les capacités digestives de la larve.

Nous pouvons d'ores et déjà éliminer l'hypothèse de l'inadéquation de la taille de l'artémie avec les possibilités prédatrices des larves car à 15 jours comme à 22 jours, elles sont capables d'ingérer les *nauplii* d'artémie et les préfèrent même aux rotifères. La dimension du *nauplius* que nous utilisons (400 μm de long), correspond d'ailleurs aux gammes de taille potentielles de proies pouvant être ingérées par des larves de cette taille (6 à 7 mm) définies par Kentouri (1985), soit 200 à 500 μm .

Il est cependant possible que les dimensions du *nauplius* soient tout même trop importantes pour permettre un processus de digestion normal en ralentissant, voire en bloquant, par exemple le péristaltisme du tube digestif. Dans cette expérience nous n'avons cependant jamais observé chez les larves d'encombrement du tube digestif par un grand nombre de *nauplii*, fait qui a pourtant été signalé plusieurs fois dans d'autres élevages (Coves, comm. pers. ; Colomi, 1989). Ce dernier auteur soupçonne cependant une infection de type viral ou bactérien, car il observe des particules d'environ 80 nm de diamètre dans les cellules endocrines de l'épithélium digestif et signale que les larves sont également atteintes de tournis et présentent une hypertrophie de la vessie natatoire.

Si la taille de la proie ne peut être incriminée, il reste alors l'hypothèse d'une mauvaise assimilation de l'artémie. Nous savons en effet, que chez les larves de Téléostéens en général, les capacités digestives sont limitées par l'existence d'un système de digestion primitif, qui se complexifie au cours de l'ontogénèse pour aboutir à des processus plus évolués de type extracellulaire (Tanaka *et al.*, 1972 ; Tanaka, 1973) :

Chez *Sparus auratus*, par exemple, l'anhydrase carbonique et les premières sécrétions d'acide chlorhydrique apparaissent chez les larves de 6.5 mm, la première saillie de l'estomac vers 7-8 mm et les glandes gastriques et la sécrétion de pepsine vers 12 mm (Benhalima, comm. pers.). Ceci pourrait expliquer que chez les larves âgées de 15 ou 22 jours et mesurant de 6 à 7 mm, la digestion de l'artémie et surtout de la chitine qui compose sa carapace soit difficilement réalisable, alors qu'elle ne pose pas de problème chez les larves de 30 jours mesurant 7 à 8 mm. Cette hypothèse se confirme pour les larves de loup, chez lesquelles la présence d'acide chlorhydrique est détectée vers 5-6 mm (environ 10 jours) (Benhalima, comm. pers.) et qui se nourrissent d'artémie sans trouble apparent dès l'âge de 10 jours. Okutani et Kimata (1964) et Okutani *et al.* (1967) démontrent même chez *Lateolabrax japonicus* et *Seriola quinqueradiata*, l'existence d'enzymes chitinolytiques qui complètent l'action de l'acide chlorhydrique.

Globalement, il semble que les larves de 7-8 mm possèdent des capacités à digérer le *nauplius* A₀ que n'ont pas ou n'ont que partiellement des larves plus petites. Ce phénomène se confirme lorsqu'on constate que pour un même âge, le passage sur A₀ s'effectue mieux pour les larves les plus grandes, c'est-à-dire dans notre cas pour les individus nourris de rotifères enrichis dans le mélange protéique. Il est possible également que dans ce cas l'apport protéique ait augmenté les activités protéolytiques au niveau du tube digestif, facilitant ainsi la digestion d'une proie plus

complexe telle que l'artémie. Un tel phénomène a été signalé chez *Salmo gairdneri* (Kawai et Ikeda, 1973) et chez *Mugil capito* (Albertini, 1978) : les aliments les plus riches en protéines induisent les meilleures croissances et des activités protéolytiques plus élevées.

Nous suggérons enfin qu'une des manifestations visibles de ces troubles digestifs soit l'hyperinflation de la vessie natatoire car elle apparaît systématiquement 4 à 7 jours après le changement de proie et toujours chez des larves mesurant 6 à 7 mm, pour disparaître 8 à 12 jours plus tard, lorsque les larves ont dépassé 8 mm.

Notre dernière suggestion, concernant à la fois les effets positifs de l'enrichissement du rotifère et les effets négatifs du passage précoce sur *nauplii* d'artémie, est l'hypothèse d'une carence nutritionnelle. Celle-ci se développerait, soit à la suite d'une consommation prolongée de rotifères non enrichis, soit à cause de la qualité de la souche d'artémie utilisée (San Fransisco Bay Brand, lot 0557). Dans ce cas, le rotifère enrichi aurait assuré une meilleure couverture des besoins nutritionnels par rapport aux rotifères non enrichis. Il serait indispensable aux 30 premiers jours de l'élevage parce que le *nauplius* que nous lui avons substitué ne couvrirait pas ces besoins. Il nous est difficile d'aller plus loin dans ce raisonnement car il n'existe que peu de données concernant les besoins des larves de *Sparus auratus* : Koven *et al.* (1989) signalent simplement qu'une teneur globale en acides gras essentiels de la série (n-3) de 0.04 % du poids sec du rotifère est très en dessous de leurs besoins. Dans notre cas, cette teneur est de 0.16 % pour le rotifère non enrichi, 0.18 % pour le rotifère enrichi, et n'est que de 0.07 % pour le *nauplius* d'artémie. Cependant, seul le rotifère enrichi contient de l'acide docosahexaénoïque, C22 : 6 n-3 (0.04 %). Corneillie (1989) a en effet pu démontrer, qu'outre les retards de croissance, la carence en C22 : 6 n-3 provoquait, chez les larves de *Dicentrarchus labrax*, l'apparition de tournis et d'hyperinflation de la vessie natatoire. Nous nous en tiendrons à cette hypothèse car les précisions concernant la valeur nutritive des proies seront données dans la seconde partie de ce chapitre.

Pour conclure, nous signalerons qu'en général, les hyperinflations de la vessie natatoire sont provoquées par un stress (cf § IV-3). Les larves atteintes sont caractérisées par une nage en vrille et par une flottabilité positive due à l'excès de gaz dans la vessie. Le phénomène comparable que nous signalons sous le nom de tournis, indépendamment des problèmes d'hyperinflation, semble d'après l'étude histologique, lié à une sous-alimentation. Toutes les larves analysées étaient à

jeun, mais il nous est impossible de savoir si le tournis a entraîné le jeûne ou s'il a été provoqué par lui. Chez les larves de *Dicentrarchus labrax* (Coves *et al.*, 1989), de tels troubles sont corrélés à la présence de lésions cérébrales et de corps spongieux dans les cellules nerveuses, que nous n'avons pas observés chez nos larves. Il se pourrait donc que ce tournis soit une des conséquences de la carence nutritionnelle que nous suggérons précédemment, d'autant plus qu'il affecte préférentiellement les larves nourries de rotifères non enrichis ou précocement nourries d'artémie.

En tout état de cause, nous préconisons un passage tardif sur artémie (30 jours après l'éclosion) et l'utilisation de rotifères enrichis ; mais il est bien évident que ces résultats ne restent valables que pour les types d'artémie et d'enrichissement du rotifère que nous avons utilisés.

V. 2 INFLUENCE DE L'ENRICHISSEMENT PROTEIQUE ET LIPIDIQUE DES ROTIFERES SUR LA CROISSANCE, LA SURVIE, ET L'INFLATION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE DES LARVES DE *SPARUS AURATUS*.

V.2.1 INTRODUCTION

La réussite des élevages larvaires de poissons repose pour une grande part sur l'adéquation de la valeur nutritive des proies aux besoins spécifiques des animaux.

Les modifications de la qualité nutritionnelle du rotifère peuvent s'effectuer par simple changement de leur alimentation (Scott et Baynes, 1978 ; Scott et Middleton, 1979, Watanabe *et al.*, 1983), mais les besoins des larves sont encore mal connus. Cependant, un grand nombre de travaux ont été réalisés sur les besoins lipidiques des poissons marins et plus particulièrement en acides gras polyinsaturés à longues chaînes de carbone ($C \geq 20$) de la série n-3 (AGLPI n-3). Il est à présent admis que les mortalités observées pendant les 30 premiers jours de la vie larvaire des espèces élevées sont dues en grande partie à des carences en AGLPI n-3 tels que l'acide docosahexaénoïque ($C_{22} : 6 \text{ n-3}$) et l'acide eicosapentaénoïque ($C_{20} : 5 \text{ n-3}$) qualifiés d'essentiels pour les espèces marines (Owen *et al.*, 1972 ; Yone *et Fujii*, 1975a ; Kanazawa *et al.*, 1979, 1981 ; Watanabe *et al.*, 1978, 1983 ; Kitajima *et al.*, 1980a, 1980b ; Fukusho *et al.*, 1984, 1985).

Comme les rotifères nourris uniquement de levure sont pauvres en AGLPI (Hirata, 1979), différentes procédures d'enrichissement ont été développées, qui sont basées sur leur immersion dans un milieu riche en éléments essentiels. Ces éléments peuvent être apportés soit directement par des algues dont se nourrissent les rotifères, comme *Isochrysis galbana* (Howel, 1979 ; Tandler et Helps, 1985) ou *Nannochloropsis* sp. et *Tétrahelminis* sp. (Fukusho *et al.*, 1984), soit par de la levure enrichie en AGLI (n-3) (Kitajima *et al.*, 1980) ou encore par des microparticules (Gatesoupe et Luquet, 1981 ; Gatesoupe et Robin, 1982 ; Walford et Lam, 1987), soit directement par des extraits d'huiles marines ou des extraits de seiche (Watanabe *et al.*, 1983).

Chez *Sparus auratus*, il a été démontré clairement que le $C_{22} : 6 \text{ n-3}$ est dominant dans la fraction polaire des lipides des oeufs et des larves jusqu'à leur pigmentation (Kissil *et al.*, 1985) et qu'il existe un besoin en $C_{20} : 5$ et $C_{22} : 6$ chez les juvéniles (Koven et Kissil, 1984).

Il semble également que l'apport de certains acides aminés essentiels soit indispensable à la réussite des élevages larvaires des poissons tels que *Dicentrarchus labrax* (Métailler *et al.*, 1973 ; Alliot *et al.*, 1974), *Solea solea* ou *Pleuronectes platessa* (Cowey *et al.*, 1970). Comme pour les AGLPI, ils peuvent être apportés par les algues ou les levures dont se nourrissent les proies (Watanabe *et al.*, 1983, Dendrinou et Thorpe, 1987 ; Minkoff, 1987; Reseq et James, 1987).

Nous testons dans ce chapitre les effets de plusieurs types d'enrichissement du rotifère, lipidique et protéique, sur la croissance, la survie et l'inflation primaire de la vessie natatoire des larves de *Sparus auratus*, pendant les 30 premiers jours d'élevage.

V.2.2 CONDITIONS EXPERIMENTALES

L'expérience est réalisée dans 8 bassins cylindroconiques entièrement peints en noir et fonctionnant en circuit fermé. Les conditions d'élevage sont standard (cf. § I.3). Les larves sont maintenues en lumière naturelle tamisée (intensité 15 à 20 lux, photopériode naturelle) jusqu'au 4ème jour après l'éclosion, puis un éclairage artificiel est dispensé par des tubes fluorescents après suppression de toute source de lumière extérieure (intensité 600 lux, photopériode 24 heures).

Les larves sont soumises en réplicats à 4 régimes alimentaires différents comprenant : des rotifères non enrichis, lots A₁ et A₂, des rotifères enrichis en lipides, lots B₁ et B₂, des rotifères enrichis dans un mélange protéique, lot C₁ et C₂ et un mélange comprenant 50 % de rotifères enrichis en lipides et 50 % de rotifères enrichis dans un mélange protéique, lot D₁ et D₂. Les divers enrichissements sont décrits au chapitre I.3.4.2. Les proies sont distribuées dès le 4ème jour en une seule ration, le matin à 9 h, lorsqu'il n'y a qu'un seul type de proie. Lorsqu'il y a deux régimes différents, les rotifères enrichis dans le mélange protéique sont distribués deux heures après les rotifères enrichis en lipides. Les rations sont calculées pour obtenir une densité de proies identique dans tous les bassins de 10 rotifères par millilitre.

Dès la première distribution de nourriture, chaque bassin est équipé d'une rampe à air et de son piège flottant pour éliminer le film gras qui se développe en surface (cf. chapitre III).

Pour éviter le passage des rotifères de différentes qualités d'un bassin à l'autre, les sorties d'eau sont protégées par des filtres en maille de 80 µm car la longueur des proies varie de 180 à 260 µm, le mode et la moyenne se situant à 240 µm.

Les mesures de croissance et l'évaluation des taux de vessies natatoires fonctionnelles sont effectuées tous les 3 à 4 jours, depuis le 4ème jour qui suit l'éclosion jusqu'à la fin de l'expérience (30 jours). La survie est évaluée le dernier jour d'élevage. L'étude zootechnique est complétée par une analyse biochimique des différents types de rotifères et des milieux d'enrichissement utilisés. Les teneurs globales en protéines et lipides sont déterminées et le dosage des acides aminés libres (aal) ainsi que le profil des acides gras sont effectués. Nous étudions également l'évolution de la composition des rotifères enrichis en lipides ou dans un mélange proteique, 6, 12, 24 et 48 heures après leur introduction dans les bassins d'élevage.

V.2.2.1 Préparation des échantillons

Tous les échantillons sont composés de 5 à 10 grammes de matériel humide et conservés à - 80° C jusqu'à analyse. Les rotifères sont concentrés sur un filtre de 45 microns, abondamment rincés à l'eau distillée puis égouttés avant stockage. Pour l'étude des effets de l'enrichissement lui-même, ils sont prélevés directement dans les bassins de production ou d'enrichissement. Pour l'étude des cinétiques de composition, ils sont prélevés dans les bassins d'élevage.

V.2.2.2 Analyse des protéines et des aal

Les échantillons sont lyophilisés puis placés dans un dessiccateur sous vide sur pentoxyde de phosphore pendant 24 heures. L'extraction s'effectue au méthanol à 50 % pendant une heure dans un bain-marie à 100° C. Les échantillons sont ensuite centrifugés à 0° C pendant 20 minutes. Le surnageant contenant les acides aminés circulants et les petits peptides est directement analysé. Le culot, contenant la fraction protéique, est hydrolysé (HCl, 5.8 N, 20 heures à 100° C) afin de libérer toutes les amines primaires, centrifugé 20 minutes, et neutralisé par la soude (1 ml de surnageant + 3 ml de NaOH). Surnageant et culot sont dilués au 1/20ème.

La séparation des amines primaires est réalisée sur un appareil HPLC (Chromatographie liquide à haute pression) après dérivatisation sur précolonne avec l'O.phtaldialdéhyde (OPA). Les amines primaires transformées en dérivés isoindoles après réaction avec l'OPA sont détectées par fluorescence (excitation 340 nm, émission 450 nm) (Mopper et Lindroth, 1982). La chromatographie en phase inverse s'effectue selon la méthode de Lindroth et Mopper (1979) avec quelques modifications au niveau de la phase mobile (Jones *et al.*, 1981 ; Umagat *et al.*, 1982). L'équipement chromatographique utilisé est constitué par deux pompes (Kontron, modèle 414), une vanne d'injection (Beckman, modèle 210) et un spectrofluorimètre (Kontron, modèle SFM 25).

La colonne analytique est remplacée par un tube téflon (1.5 cm de long, 0.3 mm de diamètre intérieur). Les réactifs préparés le jour même sont composés d'acide borique à 0.4 M ajusté à pH = 10 (solvant A), d'OPA (650 mg dissous dans 10 ml de méthanol) et de 2 mercaptoéthanol (solvant B), mélangés dans un rapport 988/10/2 (V/V/V). Le réactif est délivré par deux pompes à un débit de 1 ml.mn⁻¹. Pour chaque analyse 20 µl d'échantillons sont injectés. La courbe d'étalonnage est obtenue à l'aide de différentes concentrations de glycine. Dans tous les cas les dosages sont effectués en doublets. Les données sont traitées par un ordinateur HPLC (Kontron, modèle anacomp 220).

V.2.2.3 Analyses des lipides totaux et des acides gras

La teneur en lipides totaux est déterminée par la méthode de Folch *et al.* (1957). Pour chaque prise d'essai, trois extractions avec un mélange de dichlorométhane et de méthanol sont effectuées après broyage à l'aide d'un broyeur Ultra-Turrax. Cette méthode présente l'avantage d'avoir lieu à froid et de permettre grâce à l'utilisation d'un solvant polaire, l'extraction des lipides liés aux protéines. Les substances non lipidiques solubles sont éliminées par addition d'un volume d'eau salée (0.75 % de NaCl) représentant 0.2 fois le volume de solvant. Après agitation et décantation de 12 heures, le solvant est évaporé sous vide à 60° C et séché au dessiccateur jusqu'à poids constant. L'extrait lipidique ainsi obtenu est pesé.

Les lipides totaux sont fractionnés par saponification dans un excès de potasse alcoolique (KOH 2M, 3 mn au bain marie à 90° C). On obtient la fraction insaponifiable et la phase aqueuse contenant les acides gras, par extraction à l'hexane, ces derniers étant préalablement acidifiés (HCl 6N). La fraction insaponifiable et les acides gras sont pesés après évaporation sous azote de l'hexane, à 50° C, et séchage au dessiccateur jusqu'à poids constant.

A cause de leur faible volatilité les acides gras ne peuvent être directement chromatographiés ; il est donc nécessaire de les transformer en esters méthyliques plus volatils (addition de HCl 0.7 M dans du méthanol (+ 20 mg vitamine C pour 100 ml) et estérification 3 mn à 90° C). En fin d'estérification, une quantité d'eau égale à la quantité de milieu réactionnel est ajoutée, puis les esters méthyliques d'acides gras (EMAG) extraits dans l'hexane.

Les EMAG sont ensuite introduits par un injecteur de Ross dans une colonne de Carbowax 20 M greffée sur gel de silice (longueur = 25 m, diamètre interne = 0.32 mm et épaisseur de phase = 0.2 µm). L'analyse a lieu à une température constante de 18° C. Les températures de l'injecteur et du détecteur sont de 200° C. Le gaz vecteur est l'hélium à une pression d'entrée de 0.7 bar.

L'appareil chromatographique est un Packard modèle 474, relié à un intégrateur numérique, ENICA 21 qui indique les temps de rétention et calcule les pourcentages relatifs de la surface des pics correspondant aux différents EMAG.

La nature des acides gras est déterminée par comparaison de la longueur équivalente des chaînes (LEC) de leurs esters méthyliques à celles d'esters méthyliques d'acides gras connus, comme l'huile de foie de Morue (Miwa *et al.*, 1960).

Les résultats concernant la série n-3 qui nous intéresse sont exprimés par rapport au poids sec de l'élément analysé. Les autres séries sont exprimées en pourcentage relatif d'acides gras et seulement citées pour mémoire en annexes 1 et 2.

V.2.3 RESULTATS

V.2.3.1 Expérience 1

V.2.3.1.1 Croissance

L'évolution de la longueur totale des larves est représentée figure 29 en fonction de leur âge.

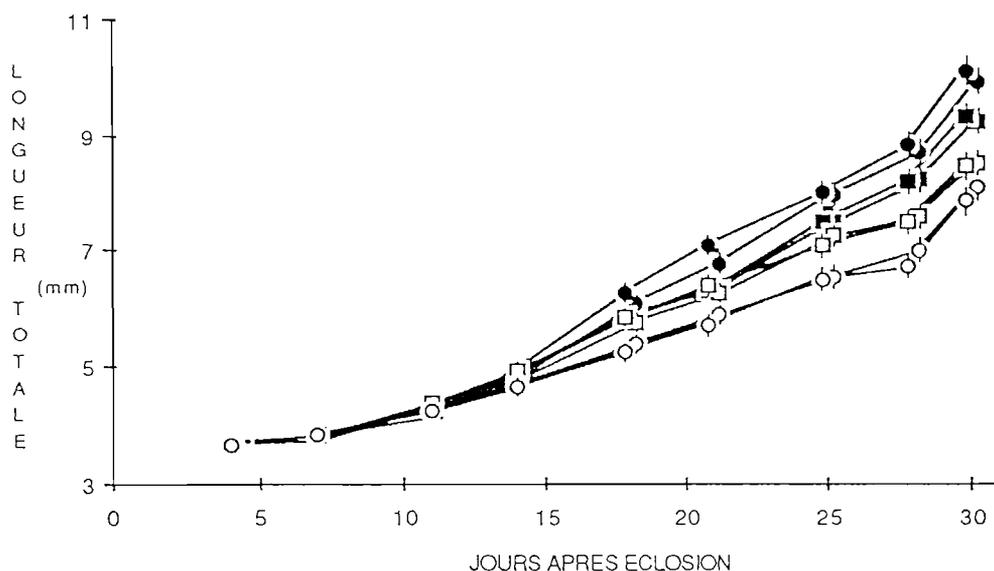


Figure 29 : Croissance en longueur des larves de *Sparus auratus* soumises à 4 régimes alimentaires différents : (○) rotifères non enrichis (A) ; (■) rotifères enrichis en lipides (B) ; (□) rotifères enrichis dans un mélange protéique (C) ; (●) mélange de 50 % de rotifères B et 50 % de rotifères C (D).

En début d'élevage, les larves mesurent en moyenne 3.7 mm. En fin d'expérience la disparité de taille est importante d'un élevage à l'autre et les longueurs moyennes varient de 8 à 10 mm selon les traitements. La croissance de chacun des lots est décrite de façon satisfaisante par un modèle exponentiel. Les taux de croissance sont tous différents ($F = 9.48$, $ddl = 7$ et 56 . $P < 0.0005$) et par ordre décroissant, on peut classer les lots D, B et C puis A, les doublets répondant de façon identique. La croissance en longueur des différents lots peut donc être décrite par les équations suivantes :

$$\begin{aligned} \text{Log}L_t &= 0.0126 \text{ âge} + 0.499 && (A_1 \text{ et } A_2) \\ \text{Log}L_t &= 0.0157 \text{ âge} + 0.480 && (B_1 \text{ et } B_2) \\ \text{Log}L_t &= 0.0143 \text{ âge} + 0.492 && (C_1 \text{ et } C_2) \\ \text{Log}L_t &= 0.0173 \text{ âge} + 0.466 && (D_1 \text{ et } D_2) \end{aligned}$$

où L_t est la longueur totale des larves en millimètres et l'âge exprimé en jours après l'éclosion.

Une série d'analyses de variances réalisée sur les longueurs moyennes obtenues à chaque prélèvement (Tableau 28, p.117) nous apprend que les premiers ralentissements de croissance s'observent dès le 18^{ème} jour qui suit l'éclosion, avec un net retard pour les larves nourries de rotifères non enrichis qui se maintient tout le long de l'expérience. Au 21^{ème} jour, le lot D se démarque des autres. A partir du 25^{ème} jour, tous les lots sont différents les uns des autres : la meilleure croissance est celle des larves nourries des deux types de rotifères et l'enrichissement de type lipidique est plus performant que l'enrichissement protéique.

Tableau 28 : Analyses de variances effectuées sur la longueur moyenne des larves de *Sparus auratus* soumises à 4 régimes alimentaires différents : A : rotifères non enrichis ; B : rotifères enrichis en lipides ; C : rotifères enrichis dans un mélange protéique ; D : mélange équivalent de rotifères B et C. Modèle hiérarchisé à deux facteurs : le régime alimentaire (a) est fixe et la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. Les moyennes classées par ordre décroissant sont comparées à l'aide du test de Newmann - Keuls. ddl : degré de liberté ; — : groupes homogènes ; P : probabilité.

Age (jours)	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k1	k2				k1	k2		
4	-	-	-	-	-	7	152	0.49	> 0.25
7	3	4	1.27	> 0.25	-	4	152	4.30	< 0.005
11	3	4	4.81	> 0.1	-	4	152	2.03	> 0.05
14	3	4	1.96	> 0.25	-	4	152	4.20	< 0.005
18	3	4	22.17	< 0.01	D <u>B</u> C A	4	152	4.90	< 0.0025
21	3	4	22.65	< 0.01	D <u>B</u> C A	4	152	3.73	> 0.01
25	3	4	199.33	< 0.0005	D B C A	4	152	0.47	> 0.25
28	3	4	68.52	< 0.001	D B C A	4	152	1.66	> 0.1
30	3	4	130.22	< 0.0005	D B C A	4	152	1.29	> 0.25

Ces différences, exprimées en pourcentage par rapport aux larves les plus petites (lot A) sont représentées tableau 29. Elles augmentent de 16 à 25 % au fur et à mesure de l'élevage pour les larves du groupe D, de 11 à 20 % pour celles du groupe B et sont de 9-10 % pour les larves du groupe C.

Tableau 29 : Gains de croissance observés chez *Sparus auratus* pour les larves nourries de rotifères enrichis en lipides (B), enrichis dans un mélange protéique (C) ou dans un mélange équivalent de rotifères B et C, au lieu de rotifères non enrichis.

Age (jours)	Lots		
	B	C	D
18	10.8	8.7	15.8
21	8.5	8.8	19.5
25	14.7	9.7	22.2
28	19.7	10.1	27.6
30	16.2	6.0	25.4

V.2.3.1.2 Survie

La survie des 8 populations étudiées, évaluée en fin d'expérience, est respectivement de 12 et 11 % pour les lots A₁ et A₂, 14 et 17 % pour les lots B₁ et B₂, 8 % pour les lots C₁ et C₂ et 16 et 20 % pour les lots D₁ et D₂. Nous comparons séparément les nombres de larves introduites dans les bassins en début d'expérience et les nombres de survivants obtenus en fin d'expérience (Tableau 30). Les comptages et les estimations sont effectués selon la méthode décrite au § I.5.1.

Nous constatons que les quantités de larves initialement introduites dans les différents bassins sont identiques mais qu'après 27 jours de traitement les nombres de survivants diffèrent. Malgré l'hétérogénéité de réponse des doublets ($F = 6.5$, $P < 0.001$), nous décelons l'influence des enrichissements : les meilleures survies sont obtenues avec les lipides ou le mélange lipide-protéine alors que l'enrichissement protéique ne permet pas d'obtenir de meilleure survie que les rotifères non enrichis.

Tableau 30 : Analyses de variances effectuées sur les nombres initiaux de larves introduites dans les bassins en début d'expérience (modèle aléatoire à un facteur : la répétition) et sur les nombres de survivants obtenus en fin d'expérience. Modèle hiérarchisé à deux facteurs : le régime alimentaire (a) est fixe ; la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. Les moyennes, classées par ordre décroissant, sont comparées à l'aide du test de Newmann - Keuls. Les larves sont soumises à 4 régimes alimentaires différents. A : rotifères non enrichis; B : rotifères enrichis en lipides; C : rotifères enrichis dans un mélange protéique; D : mélange équivalent de rotifères B et C. ddl : degrés de liberté ; — : groupes homogènes ; P : probabilité.

Nombre de larves	ddl		Fa	P	Groupes homogènes	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂				k ₁	k ₂		
initial	-	-	-	-	—	7	32	0.29	> 0.25
final	3	4	15.29	< 0.025	<u>D</u> <u>B</u> <u>C</u> <u>A</u>	4	32	6.50	< 0.001

V.2.3.1.3 Inflation primaire de la vessie natatoire

L'évolution du taux de vessies natatoires fonctionnelles est représentée figure 30 en fonction de l'âge des larves.

Les premières expansions s'observent pour tous les élevages entre le 7^{ème} et le 11^{ème} jour qui suit l'éclosion. Au 18^{ème} jour, les taux de vessies natatoires fonctionnelles se stabilisent et le processus d'inflation s'achève. En fin d'expérience, les taux de vessies natatoires fonctionnelles sont compris entre 86 et 100 % quel que soit le régime alimentaire utilisé (90 et 95 % pour A₁ et A₂, 86 et 90 % pour B₁ et B₂, 100 % pour C₁ et C₂ et 95 et 90 % pour D₁ et D₂).

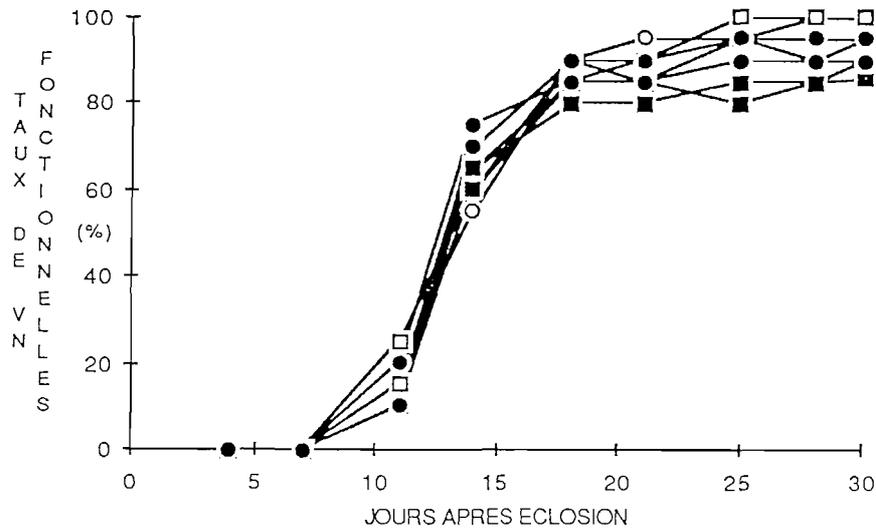


Figure 30 : Evolution temporelle du taux de vessies natatoires fonctionnelles chez des larves de *Sparus auratus* soumises à 4 régimes alimentaires différents : (○) rotifères non enrichis (A) ; (■) rotifères enrichis en lipides (B) ; (□) rotifères enrichis dans un mélange protéique (C) et (●) mélange de 50 % de rotifères B et 50 % de rotifères C.

Avant de détailler les analyses biochimiques concernant cette étude et au vu des résultats positifs que nous obtenons avec l'utilisation complémentaire des deux types d'enrichissement, nous testons dans une seconde expérience un enrichissement mixte, protéique et lipidique : le EO₆ (cf. § I-3.4.2).

V.2.3.2 Expérience 2

Les lots A₁ et A₂ sont nourris de rotifères non enrichis et les lots B₁ et B₂ sont nourris de rotifères enrichis en EO₆. Pour des problèmes incontournables, nous avons exceptionnellement

utilisé des rotifères produits en bloom sur culture d'algues (*Tetraselmis suecica*) à la place des rotifères nourris de levure habituellement produits en culture continue. Les autres conditions d'élevage sont identiques à celles de la première expérience.

V.2.3.2.1 Croissance

La croissance en longueur des larves est représentée figure 31 en fonction de leur âge.

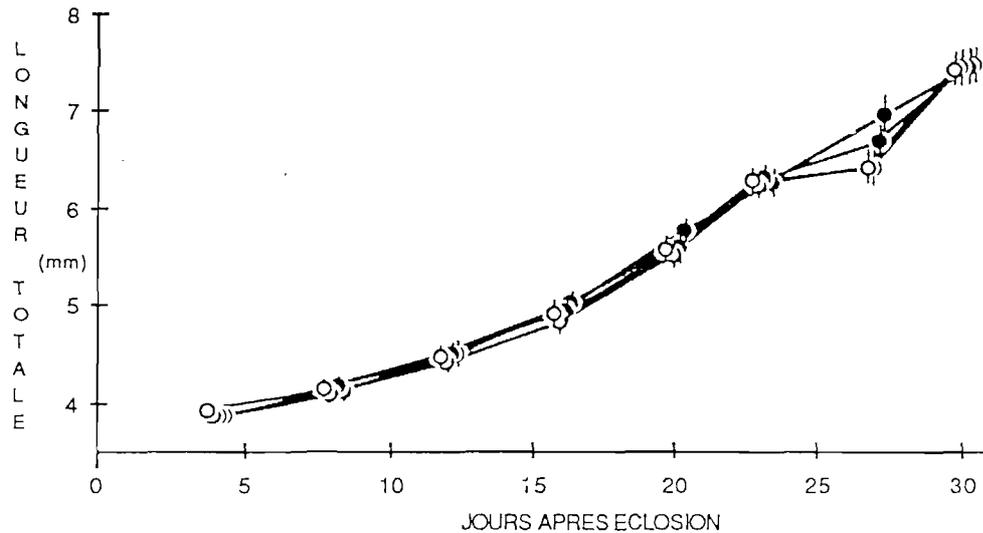


Figure 31 : Croissance en longueur des larves de *Sparus auratus* soumises à deux régimes alimentaires différents : rotifères non enrichis (○) et rotifères enrichis sur E O 6 (●).

En début d'élevage, les larves mesurent en moyenne 3.9 mm et atteignent en fin d'expérience (30ème jour) environ 7.4 mm, tous lots confondus. La croissance de chacun des lots est décrite de façon satisfaisante par un modèle exponentiel. Les vitesses de croissance sont identiques ($F = 1.1$, $ddl = 3$ et 24 , $P > 0.25$). Globalement, la croissance des larves peut être décrite jusqu'au 30ème jour par l'équation suivante :

$$\text{Log } L_t = 0.0111 \text{ âge} + 0.5282$$

où L_t est la longueur totale des larves en millimètres et l'âge est exprimé en jours après l'éclosion.

Une série d'analyses de variances réalisées sur la longueur moyenne des larves à chaque prélèvement ne permet pas non plus de déceler de différences de tailles ponctuelles entre les différents lots (Tableau 31, p. 121).

Tableau 31 : Analyses de variances effectuées sur la longueur moyenne des larves de *Sparus auratus* soumises à deux régimes alimentaires différents : rotifères non enrichis (A) et rotifères enrichis sur EO₆ (B). Modèle hiérarchisé à deux facteurs : le régime alimentaire (a) est fixe et la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a. ddl : degrés de liberté ; P : probabilité.

Age (jour)	ddl		Fa	P	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂			k ₁	k ₂		
4	1	2	0.60	> 0.25	2	76	3.00	> 0.05
8	1	2	1.27	> 0.25	2	76	3.66	< 0.05
12	1	2	3.43	> 0.1	2	76	0.77	> 0.25
16	1	2	2.81	> 0.1	2	76	0.89	> 0.25
20	1	2	2.60	> 0.1	2	76	1.98	> 0.1
23	1	2	1.32	> 0.25	2	76	0.29	> 0.25
27	1	2	13.80	> 0.05	2	76	2.25	> 0.1
30	1	2	2.00	> 0.25	2	76	0.026	> 0.25

V.2.3.2.2 Survie

La survie des 4 élevages est évaluée en fin d'expérience. Elle est de 10 et 21 % pour les lots A₁ et A₂ et de 30 et 45 % pour les lots B₁ et B₂. Nous comparons séparément les nombres de larves introduites dans les bassins en début d'expérience et les nombres de survivants obtenus en fin d'expérience (Tableau 32).

Tableau 32 : Analyses de variances effectuées sur les nombres initiaux de larves introduites dans les bassins en début d'expérience (modèle aléatoire à un facteur : la répétition) et sur les nombres de survivants obtenus en fin d'expérience (modèle hiérarchisé à deux facteurs : le régime alimentaire (a) est fixe et la répétition (b) est aléatoire et hiérarchisée au facteur a . ddl : degrés de liberté ; P : probabilité.

Nombre de larves	ddl		Fa	P	ddl		Fb	P
	k ₁	k ₂			k ₁	k ₂		
initial	-	-	-	-	3	16	0.65	> 0.25
final	1	2	4.12	> 0.1	2	16	112.16	< 0.0005

Les quantités de larves initialement introduites dans les différents bassins sont identiques et en fin d'expérience nous ne pouvons pas déceler de différence entre les nombres de survivants provenant des différents traitements, à cause de la très grande hétérogénéité de réponse des doublets ($F = 112.16$, $P < 0.0005$), bien qu'en moyenne la survie des lots nourris de rotifères enrichis par EO_6 soit de 38 % et celle des lots nourris de rotifères non enrichis de 16 %.

V.2.3.2.3 Inflation primaire de la vessie natatoire

L'évolution du taux de vessies natatoires fonctionnelles est représentée figure 32, en fonction de l'âge des larves.

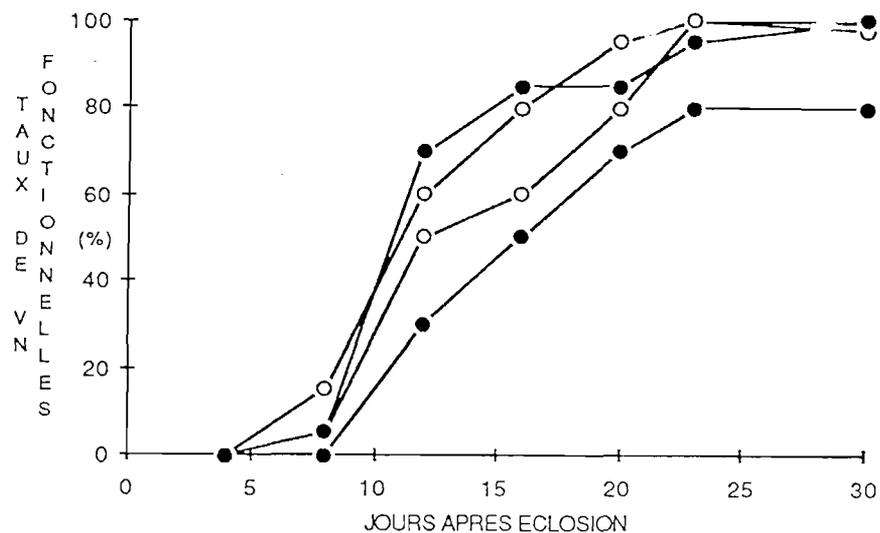


Figure 32 : Evolution temporelle des taux de vessies natatoires fonctionnelles chez des larves de *Sparus auratus* soumises à deux régimes alimentaires différents : rotifères non enrichis (○) et rotifères enrichis sur EO_6 (●).

Les premières inflations s'observent dès le 8ème jour qui suit l'éclosion et se stabilisent vers le 20ème jour. En fin d'expérience, les taux de vessies natatoires fonctionnelles sont similaires et compris entre 80 et 100 % (98 et 100 % pour le lot $A_1 - A_2$, 80 et 100 % pour le lot $B_1 - B_2$).

V.2.3.2.4 Composition protéique des rotifères

La teneur en acides aminés libres (aal) et en protéines, des milieux d'enrichissement et des rotifères juste après enrichissement est représentée figure 33 (p.123). Les résultats sont exprimés en milligrammes d'azote protéique par gramme de poids sec en équivalent glycine (mg/g).

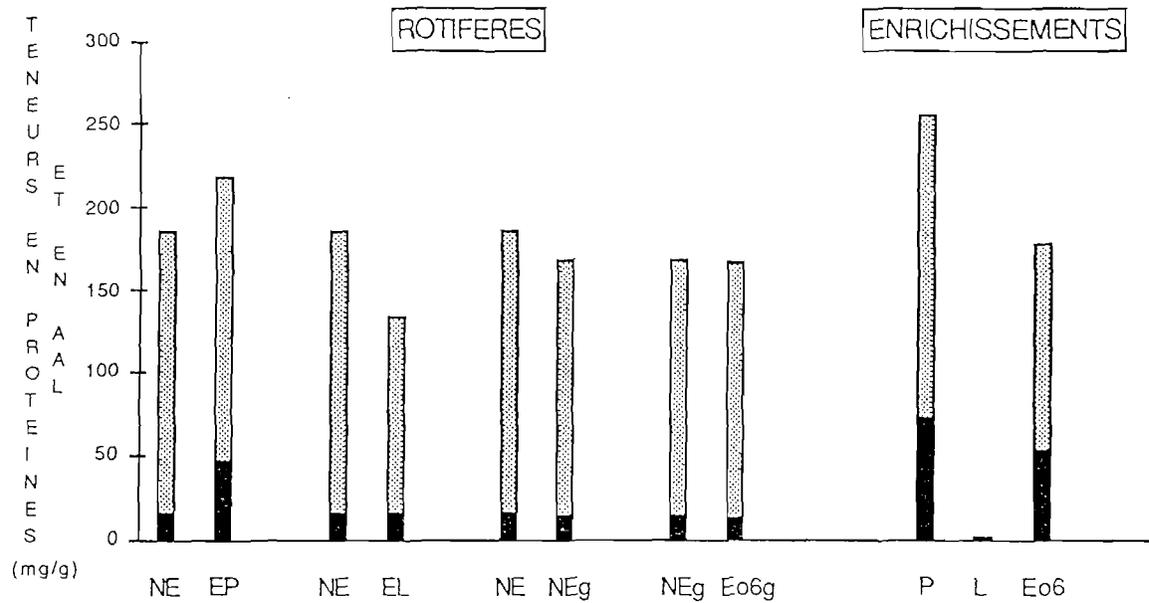


Figure 33 : Teneurs en aal (■) et en protéines (▨) des milieux d'enrichissement et des rotifères juste après enrichissement. NE : rotifères nourris de levure et non enrichis ; EP : rotifères enrichis dans un mélange protéique ; EL : rotifères enrichis en lipides; NEg : rotifères nourris d'algues et non enrichis ; EO₆ : rotifères nourris d'algues et enrichis sur EO₆ ; P : enrichissement protéique, L : enrichissement lipidique; EO₆ : enrichissement mixte.

Deux heures d'enrichissement protéique ne modifient pratiquement pas la teneur en azote protéique total des rotifères car la composante protéique reste stable. Cependant la teneur en aal est multipliée par trois, ce qui n'est pas étonnant car la proportion dans le mélange protéique (P) est importante (30 %).

En ce qui concerne l'enrichissement lipidique, en 24 heures on observe une diminution de 30 % de la teneur en azote protéique total qui provient cette fois de la diminution de la fraction protéique, la teneur en aal restant stable. Ce phénomène pourrait s'expliquer par le fait que l'émulsion lipidique incorporée par les rotifères est totalement dépourvue de protéines.

Quant au EO₆, après une heure d'enrichissement, on n'observe chez le rotifère aucune modification de la teneur globale, ni des deux fractions, protéique ou libre, qui la composent.

Enfin les compositions protéiques du rotifère nourri de levure (NE) et du rotifère nourri d'algues (NEg) sont pratiquement identiques.

L'évolution de la composition en aal et en protéines des rotifères enrichis dans le mélange protéique (P) au cours du jeûne est représentée figure 34.

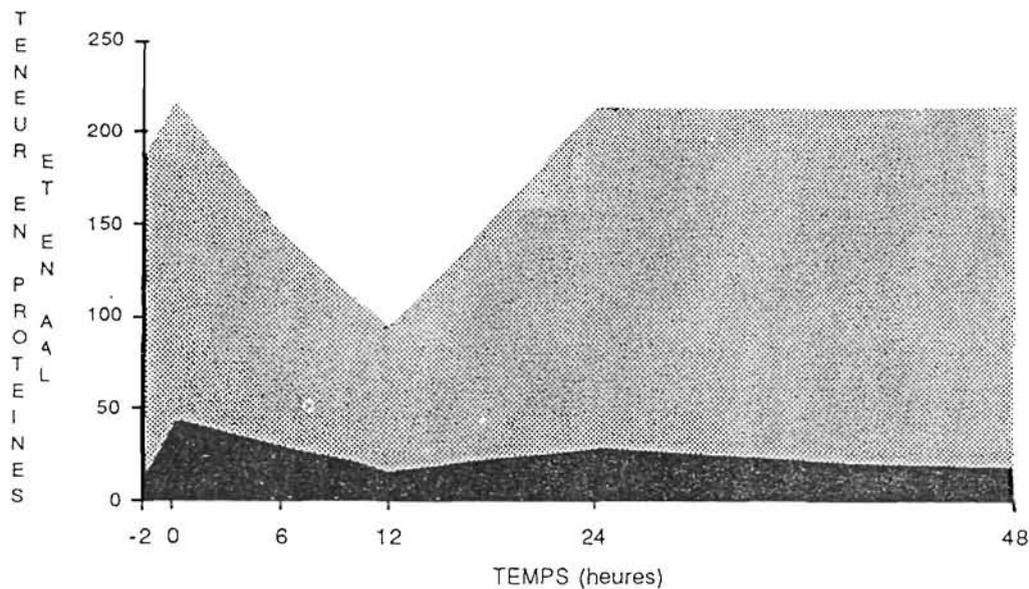


Figure 34 : Evolution de la teneur en aal (■) et en protéines (▨) des rotifères enrichis dans un mélange protéique, au cours du jeûne. Les résultats sont exprimés en milligrammes d'azote par gramme de poids sec en équivalent glycine (mg/g).

Globalement, on observe un appauvrissement en azote protéique total au cours des 12 premières heures de jeûne, une récupération pendant les 12 heures suivantes, puis aucune autre modification après 24 heures. Cette cinétique provient d'une diminution concomitante des fractions protéique et libre respectivement de 55 et 63 % en 12 heures, puis d'une augmentation parallèle des deux fractions qui recouvrent respectivement 100 % et 60 % de leur niveau initial après 24 heures de jeûne. Au cours des dernières 24 heures, la composante protéique augmente encore légèrement alors que la teneur en aal rechute. Sur le plan protéique, un rotifère fraîchement enrichi ou un rotifère ayant jeûné 24 heures après l'enrichissement ont une composition identique, et un rotifère enrichi qui a jeûné 48 heures équivaut au rotifère NE. Enfin, un rotifère enrichi puis mis à jeun 24 heures est une proie plus appauvrie encore que le rotifère NE mais uniquement dans sa fraction protéique.

V.2.3.2.5 Composition lipidique des rotifères

La teneur en lipides totaux et la composition en acides gras essentiels des milieux d'enrichissement et des rotifères juste après enrichissement sont résumés tableau 33 (p.125).

Tableau 33 : Teneurs en lipides totaux, en acides gras de la série n-3, en AGLPI n-3, en C20 : 5 n-3 et en C22 : 6 n-3, des enrichissements et des rotifères. Les résultats sont exprimés en pourcentage de matière sèche analysée.

Lots	NE	ROTIFERES				ENRICHISSEMENTS		
		EP	EL	NE _g	EO _{6g}	P	L	EO ₆
Lipides totaux	8.40	7.70	13.81	12.76	12.62	4.88	87.30	15.36
Σacides gras n-3	1.09	0.92	2.18	3.29	3.26	0.18	17.72	2.90
ΣAGLPI n-3	0.65	0.59	1.87	2.07	2.29	0.17	15.36	2.51
C20 : 5 n-3	0.12	0.10	0.71	0.86	0.89	0.05	6.44	1.04
C22 : 6 n-3	-	0.04	0.65	0.13	0.26	0.12	6.86	1.14

Vingt quatre heures d'enrichissement lipidique permettent d'augmenter de 64 % la teneur en lipides totaux des rotifères et de doubler la quantité globale des acides gras de la série n-3. Le taux d'AGLPI n-3 est multiplié par trois et la teneur en C20 : 5 n-3 par 6. Quant au C22 : 6 n-3, absent chez le rotifère non enrichi, il apparaît dans des proportions équivalentes au C20 : 5 n-3, c'est-à-dire environ 0.7 %.

L'enrichissement protéique, quant à lui, ne modifie pas la composition lipidique du rotifère, ce qui n'est guère surprenant puisqu'il constitue un apport de moins de 5 % des lipides totaux, et moins de 1 % des différents acides gras essentiels qui nous intéressent.

Les effets de l'enrichissement EO₆, par ailleurs, ne se manifestent que par le doublement de la teneur en C22 : 6 n-3, bien que le mélange contienne plus de 15 % de lipides totaux, près de 3 % d'AGLPI n-3 et une teneur identique en C20 : 5 n-3 et C22 : 6 n-3 (1 %). Il est important de signaler que les deux types de rotifères que nous enrichissons ont une composition lipidique de base très différente. Le rotifère nourri d'algues (NE_g) est deux fois plus riche en lipides totaux, trois fois plus riche en acides gras n-3 et en AGLPI n-3 et surtout contient 7 fois plus de C20 : 5 n-3. Ce type de rotifères possède également du C22 : 6 n-3 en faible proportion (0.3 %) alors que le rotifère nourri de levure n'en contient pas.

Finalement, on retrouve une composition lipidique similaire chez le rotifère nourri de levure et enrichi dans notre mélange lipidique (EL) et chez les rotifères nourris d'algues puis enrichis (EO_{6g}) ou non (NE_g) sur EO₆, à l'exception de leur teneur en C22 : 6 n-3. Celle-ci est

respectivement 3 et 6 fois plus importante chez le rotifère EL que chez le rotifère NE_g.

L'évolution de la composition en lipides totaux et en acides gras essentiels des rotifères enrichis dans l'émulsion lipidique au cours du jeûne est représentée figure 35.

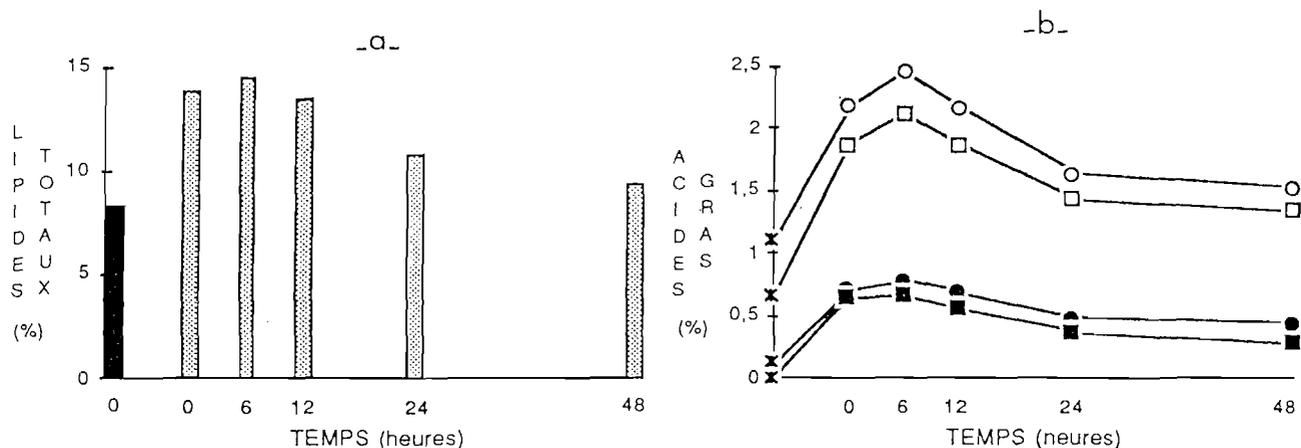


Figure 35 : Evolution de la composition des rotifères enrichis dans l'émulsion lipidique : (a) teneurs en lipides totaux et (b) teneurs en acides gras n-3 (○); en AGLPI n-3 (□); en C20 : 5 n-3 (●) et en C22 : 6 n-3 (■). Les résultats sont exprimés en % de matière sèche analysée. ■ et * : teneurs avant enrichissement.

Globalement, la composition en lipides totaux et en acides gras essentiels du rotifère enrichi est stable pendant les 12 premières heures de jeûne. Ce n'est qu'au bout de 24 heures qu'on observe un début d'appauvrissement de l'ordre de 20 à 30 % de toutes les composantes analysées, qui aboutit, après 48 heures de jeûne, à une perte en lipides totaux, en acides gras n-3, en AGLPI n-3, en C20 : 5 n-3 et C22 : 6 n-3 respectivement de 33, 30, 48, 40 et 56 %. C'est ce dernier élément, l'acide docosahexaénoïque, que le rotifère à jeun semble donc utiliser préférentiellement.

En tout état de cause, même après 48 heures de jeûne, un rotifère enrichi (EL) est toujours plus riche qu'un rotifère non enrichi, c'est à dire qu'il est caractérisé par des teneurs en lipides totaux et en acides gras de la série n-3 respectivement plus élevées de 12 et 39 % et des teneurs en AGLPI et en C20 : 5 n-3 respectivement 2 et 4 fois plus importantes. Ce type de rotifère possède également du C22 : 6 n-3 (0.28 %) alors que le rotifère non enrichi n'en contient pas.

V.2.4 DISCUSSION ET CONCLUSION

L'effet de l'enrichissement du rotifère, *Brachionus plicatilis*, nourri de levure, sur la croissance et la survie de *Sparus auratus* est clairement mis en évidence dans la première expérience. Par rapport aux résultats obtenus avec les rotifères non enrichis, l'enrichissement permet un gain de croissance de 6 à 10 %, mais ne semble avoir aucun effet sur la survie. Quant à l'enrichissement lipidique, il agit aussi bien sur la croissance (gain de 16 %) que sur la survie (gain de 35 %). Le mélange des deux types de rotifères enrichis s'avère encore plus performant, puisqu'il autorise un gain de croissance de 25 %, mais ne permet pas de dépasser les gains de survie obtenus avec l'enrichissement lipidique seul.

Dans la seconde expérience, par contre, l'enrichissement mixte (lipidique et protéique : Eo₆) ne permet pas de gagner en croissance par rapport au rotifère produit en bloom d'algues, alors que globalement, il permet de doubler les taux de survie même si la réponse des doublets est hétérogène.

Nous avons déjà signalé les effets positifs de l'enrichissement protéique sur la croissance dans le § V-1. Les analyses biochimiques effectuées dans cette expérience montrent que ces effets sont dus à une augmentation de la teneur en acides aminés libres. Ceci confirme notre hypothèse d'une utilisation préférentielle des aal et petites protéines par les jeunes larves dont les capacités digestives sont limitées par l'absence d'un système protéolytique bien développé (Dabrowski, 1979). La composition détaillée des aal aurait certainement permis de préciser le phénomène, mais nous pouvons d'ores et déjà suggérer le rôle important de la méthionine dont on sait qu'elle se trouve en grande proportion dans notre enrichissement (2 %).

Malgré sa prépondérance (80 à 90 % de l'azote protéique total), la fraction protéique semble donc jouer un rôle moins important dans la croissance larvaire. Ceci se confirme lorsqu'on constate des gains de croissance de 16 % avec des rotifères enrichis en lipides mais dont la fraction protéique a diminué de 30 %.

Les effets positifs des enrichissements lipidiques sur la croissance et la survie des larves ont déjà été signalés chez diverses espèces et par de nombreux auteurs : Koven et Kissil (1984) chez *Sparus auratus*, Yone et Fujii (1975a, 1975b), Fujii et Yone (1976) et Watanabe *et al.* (1987) chez *Pagrus major*, Gatesoupe et Luquet (1981) et Gatesoupe et Robin (1982) chez

Dicentrarchus labrax ou encore Le Milinaire (1984) et Le Milinaire *et al.* (1982) chez *Scophthalmus maximus*. Tous s'accordent sur le fait que c'est la teneur en AGLPI n-3 qui est déterminante, les acides gras essentiels (AGE) jouant un rôle structural important au niveau cellulaire puisqu'ils entrent dans la composition des membranes biologiques (VLES, 1971) et leur assurent une fluidité suffisante pour permettre les mouvements des protéines enzymatiques, indispensables aux fonctions cellulaires. Il est possible aussi que ces AGE jouent un rôle important dans la perméabilité des membranes (Castell, 1979).

Notre enrichissement lipidique a permis d'augmenter de façon importante à la fois la teneur en lipides totaux, en acides gras n-3 (AG n-3) en AGLPI n-3, en C20 : 5 n-3 et en C22 : 6 n-3 dans les rotifères. Par conséquent, cette expérience ne nous permet pas de conclure quant à la prépondérance de l'une de ces composantes dans les améliorations zootechniques que nous avons obtenu.

Nous pouvons cependant partiellement conclure que dans le rotifère, 7 % de lipides totaux et/ou 1 % d'AG n-3 et/ou 0.65 % d'AGLPI n-3 et/ou 0.12 % de C20 : 5 n-3 et/ou l'absence de C22 : 6 n-3 sont des teneurs insuffisantes pour couvrir les besoins de *Sparus auratus*. Koven *et al.* signalent, en 1989, chez cette espèce, la nécessité absolue de dépasser un seuil d'AGLPI n-3 de 0.04 %, et Watanabe *et al.*, en 1987, chez *Pagrus major* de dépasser 0.14 %. Le Milinaire *et al.* (1982) placent ce seuil à 0.05 % pour la larve de *Scophthalmus maximus*. En 1983, ces mêmes auteurs vont plus loin encore et déterminent un besoin en AGLPI n-3 supérieur à 1.3 % pour cette espèce et des teneurs en C20 : 5 n-3 et C22 : 6 n-3 d'au moins 0.24 % et 0.32 %.

Les meilleures performances zootechniques que nous avons obtenues nous permettent, à l'heure actuelle, de préconiser des taux de lipides totaux de 14 %, et/ou d'AG n-3 de 2.2 % et/ou d'AGLPI n-3 de 1.87 % et/ou de C20 : 5 n-3 et de C22 : 6 n-3 de 0.7 et 0.65 %, bien conscient que ces valeurs peuvent être suffisantes sans pour autant être totalement nécessaires pour assurer une croissance journalière d'environ 0.2 mm par jour et des taux de survie moyens, de 20 % à 30 jours.

L'apport complémentaire de rotifères enrichis en protéines et en lipides permet en outre d'additionner leurs effets positifs : les premiers apportant les aal et des gains de croissance, et les

seconds apportant les AGLPI n-3 et des gains de survie et de croissance qui s'additionnent aux premiers.

Dans notre seconde expérience, l'utilisation de l'enrichissement mixte EO₆ avait pour but de simplifier les méthodes d'enrichissement en apportant à la fois les AGLPI et les aal. Nous avons malheureusement dû employer un rotifère de base de composition différente de celle du rotifère employé dans l'expérience 1, ce qui limite nos interprétations. Nous n'avons, en l'occurrence, obtenu aucune amélioration de la croissance et n'avons doublé que de façon contestable (car non reproductible) la survie. Les analyses ont révélé que l'enrichissement en protéines était inefficace, et qu'au niveau lipidique il n'y avait qu'un doublement du taux de C22 : 6 n-3. Nous pouvons donc uniquement suggérer le rôle prépondérant de cet acide gras dans la survie, ce qui conforte les observations effectuées chez le turbot par Witt *et al.* (1984), Bell *et al.* (1985), Rubio (1986) ainsi que par Benavente et Gatesoupe (1988).

Lorsque nous comparons les rotifères de l'expérience 1, nourris de levure et les rotifères de l'expérience 2 nourris d'algues, nous constatons une composition protéique équivalente mais une très nette différence au niveau lipidique qui souligne la pauvreté des rotifères nourris de levure notamment au niveau des teneurs en C20 : 5 n-3 (7 fois moins) et en C22 : 6 n-3 dont ces derniers sont dépourvus. Le rotifère nourri d'algues est en réalité équivalent, en composition, au rotifère nourri de levure et enrichi en lipides, à l'exception d'une teneur en C22 : 6 n-3 5 fois plus importante. Le remplacement des deux types d'enrichissement, lipidique et protéique, par l'enrichissement mixte Eo₆ devra donc être testé sur des rotifères nourris uniquement de levure pour en évaluer ses effets réels.

L'analyse de la cinétique de composition des rotifères placés à jeun après enrichissement nous donne une information plus complète sur la qualité nutritive des proies que vont réellement ingérer les larves puisque les rotifères ne sont pas tous immédiatement consommés dès leur distribution et restent à jeun, jusqu'à deux jours parfois, dans les bassins d'élevage larvaire :

- En ce qui concerne la composition protéique : les rotifères tout juste enrichis ou mis à jeun 24 heures sont presque équivalents et 48 heures de jeûne effacent toute trace de l'enrichissement. Seules les 12 premières heures de jeûne posent un problème car elles provoquent la disparition de 55 % de la fraction protéique et de 63 % de la fraction aal contenues dans le rotifère enrichi,

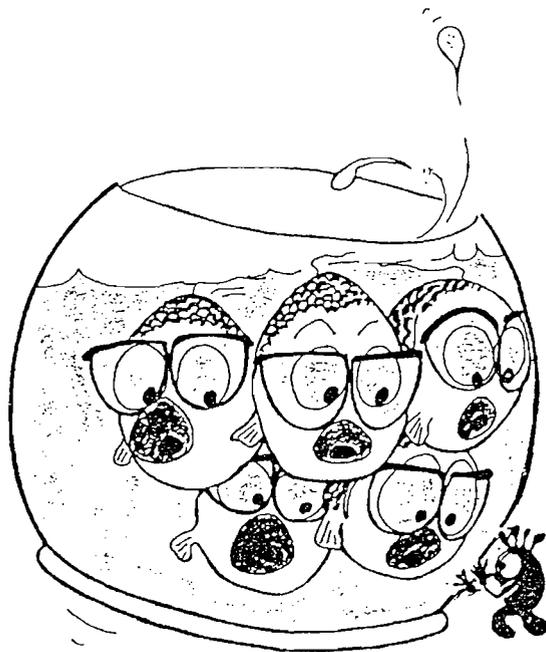
ce qui ramène la proie à une composition proche de celle du rotifère avant enrichissement en ce qui concerne les aal, et bien plus faible encore pour sa fraction protéique qui est réduite de moitié. Cette diminution suggère que les rotifères utilisent leurs propres réserves comme source d'énergie pendant les 12 premières heures de jeûne. L'augmentation qui lui fait suite peut provenir d'une consommation de bactéries (riches en protéines) présentes dans le milieu d'élevage. La culture de rotifères à partir de souches bactériennes est d'ailleurs de pratique courante (Yasuda et Taga, 1980). Gatesoupe (1989) signale même ses effets bénéfiques dans l'alimentation du turbot. L'enrichissement lui-même, apportant des acides aminés, constitue un milieu idéal pour la prolifération bactérienne (Delmas, comm. pers.) : la population bactérienne d'une eau filtrée à un micron et additionnée d'acides aminés (10 micromoles par litre) double en 7 heures.

La diminution importante de la fraction aal suggère que ce sont des composés métaboliques facilement utilisables que le rotifère utilise préférentiellement, en épargnant ainsi ses protéines structurales et enzymatiques. Bittner (comm. pers.) signale ce phénomène chez des rotifères mis à jeûn 24 heures et précise que seule la teneur en arginine n'est pas affectée, suggérant l'existence d'un mécanisme sélectif de rétention de cet acide aminé.

- En ce qui concerne la composition lipidique : on n'observe aucune modification pendant les 12 premières heures de jeûne, puis un appauvrissement progressif en lipides totaux, AG : n-3, AGLPI n-3, C20 : 5 n-3 et C22 : 6 n-3 qui aboutit en 24 heures à des pertes de l'ordre de 20 à 30 % et après 48 heures de l'ordre de 30 à 60 % qui affectent en premier lieu le C22 : 6 n-3. Rubio (1986) signale aussi une meilleure rétention du C20 : 5 n-3 par rapport au C22 : 6 n-3 chez le rotifère mis à jeun 6 heures. Le rotifère utilise donc ses réserves lipidiques au cours du jeûne, mais sans affecter outre mesure les effets de notre enrichissement.

En tout état de cause, nous préconisons l'utilisation, pour les 30 premiers jours d'élevage, de rotifères enrichis dans l'émulsion lipidique pendant 24 heures, et de rotifères enrichis dans notre mélange protéique pendant 2 heures puisqu'ils semblent assurer, dans nos conditions d'élevage, le maximum de croissance et une survie correcte, sans pour autant perturber la qualité des larves. L'inflation de la vessie natatoire s'effectue, en effet, sans problème quel que soit le type d'enrichissement. Nous conseillons l'élimination systématique des rotifères non consommés au bout de 24 heures et suggérons, pour simplifier les méthodes d'enrichissement le test du EO₆ sur des rotifères nourris de levure.

CHAPITRE VI
LE SYNDROME DE PAROI CHEZ LES
LARVES DE *SPARUS AURATUS*



✂

VI.1 INTRODUCTION

La connaissance de l'éthologie larvaire des Sparidés n'est que rudimentaire comparativement aux travaux effectués sur les Engraulidés ou les Clupeidés principalement parce que leurs larves sont difficilement localisées dans la nature. Christensen (1978) a trouvé des larves de *Diplodus sargus* de 5 à 15 mm en zone littorale d'Afrique du Sud et Aboussouan (1964) de 4 à 8 mm à 15 m de profondeur. Ranzi (1933) signale la présence de quelques individus de 10 à 16 mm dans des prélèvements de zone côtière sableuse (*Lithognathus mormyrus*), rocheuse (*Diplodus sargus* et *Puntazzo puntazzo*) ou pélagique (*Sparus auratus*).

En élevage, les données sont également fragmentaires : Alessio (1974) et Person-Le-Ruyet (1980) décrivent partiellement l'influence de quelques facteurs d'environnement sur la répartition spatiale des larves de *Sparus auratus*. Kentouri *et al.* (1980) discutent des relations intraspécifiques de cette espèce, comme l'agressivité et le cannibalisme. Enfin, on peut trouver une étude complète de l'écologie trophique de 4 espèces de Sparidés en élevage extensif effectuée par Kentouri *et al.*, (1981), Kentouri et Divanach (1982, 1983) et Kentouri (1985).

Nous étudions, dans ce chapitre, un comportement particulier aux larves de *Sparus auratus*, qui apparaît systématiquement dans les premiers jours et persiste jusqu'à la fin de l'élevage larvaire. Nous l'appelons "le syndrome de paroi" : une grande majorité de larves se rassemblent dans le tiers supérieur des bassins et reste la tête collée à la paroi. Ce phénomène a été déjà décrit par Kentouri (1985) et Person-Le Ruyet et Verillaud (1980) comme un syndrome annonciateur de mortalités.

Les taux de survie que nous obtenons avec la technique que nous décrivons dans les précédents chapitres semblent contredire ces constatations, car la quasi-totalité de nos larves présentent ce syndrome. Nous avons donc essayé dans ce travail de déterminer les causes susceptibles de déclencher ce phénomène et nous étudions également son évolution durant les 20 premiers jours de l'élevage

VI.2 APPARITION DU SYNDROME DE PAROI

VI.2.1 Conditions de l'expérience I

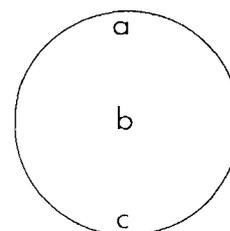
L'expérience est réalisée sur des larves âgées de 4 jours placées à l'obscurité depuis l'éclosion, dans 4 bassins cylindroconiques entièrement peints en noir et fonctionnant en circuit fermé.

Pendant les trois premiers jours, les conditions d'élevage sont standard (cf - § I.3). Au jour 4, les larves sont soumises brutalement (lot A) ou progressivement (lot B) de l'obscurité à une intensité lumineuse d'environ 600 lux et en présence (n) ou en absence (j) de nourriture. Cette dernière est constituée de 5 millions de rotifères par bassin pour assurer une concentration de 10 proies par millilitre.

La lumière est une lumière fluorescente dispensée par un néon type blanc industrie (TDL 18/33), placé à 1.2 m au-dessus de la surface de l'eau. Le passage progressif à 600 lux s'effectue en trois étapes de 2 heures chacune à des éclairagements d'environ 10, 40 et 150 lux. Les valeurs d'éclairage utilisées sont résumées tableau 34 pour les différents lots.

Tableau 34 : Valeurs d'éclairage testées sur 4 lots de larves de *Sparus auratus* nourries (n) ou à jeun (j). Les mesures sont réalisées en trois points de surface de l'eau, a, b et c.

Lot	An et Aj		Bn et Bj			
	a	450	8	25	85	450
Intensité	b	600	10	40	150	600
(lux)	c	480	6	30	110	480



Nous analysons les effets des changements d'intensité lumineuse sur la répartition spatiale des larves dans chaque bassin.

VI.2.2 Résultats

A l'obscurité, les larves sont réparties de façon homogène dans le milieu. Soumises brutalement à un éclairage de 600 lux, elles se rassemblent immédiatement en surface, pendant 3 à 5 minutes puis recolonisent ensuite toute la masse d'eau. Après 8 heures d'observation, aucun autre changement n'est signalé.

A l'inverse, lorsqu'on passe en 8 heures et par palliers successifs de l'obscurité à 600 lux, les larves ne forment plus d'essaims en surface et restent toujours réparties de façon relativement homogène dans le milieu. Après 8 heures d'observation aucun autre changement n'est signalé. La présence ou l'absence de nourriture dans les bassins ne modifie en rien ces observations.

VI.2.3 Conditions de l'expérience 2

Cette expérience est identique à l'expérience 1 mais réalisée sur des larves âgées de 5 jours. Le syndrome de paroi est quantifié arbitrairement par le dénombrement *in situ* des larves sur deux surfaces A et B de 225 cm² chacune, délimitées par du ruban adhésif en deux zones diamétralement opposées de chaque bassin, 2 cm en-dessous de la surface de l'eau. Les résultats sont exprimés par la somme des dénombrements A et B. Les comptages sont effectués juste avant chaque changement d'intensité, puis 5, 10, 15, 30 et 120 minutes après. La représentation graphique est réalisée selon une échelle de temps logarithmique.

VI.2.4 Résultats

A l'obscurité, les larves sont réparties de façon homogène dans le milieu. Soumises brutalement à un éclairage de 600 lux, elles se rassemblent en essaim en surface pendant environ 5 minutes, puis au lieu de recoloniser l'ensemble du milieu, comme elles le font à l'âge de 4 jours, elles se dirigent vers la paroi du bassin. La quantification de ce phénomène est représentée figure 36 pour un groupe de larves mis en présence de nourriture et pour un groupe de larves à jeun.

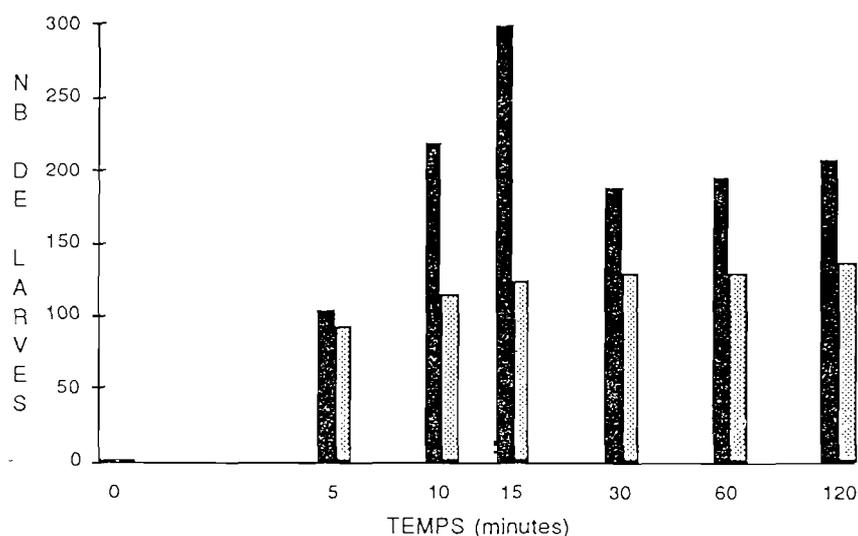


Figure 36 : Evolution du nombre de larves comptées sur 450 cm² de paroi après un passage direct de l'obscurité à une intensité de 600 lux, en présence (▨) ou en absence (■) de nourriture.

La colonisation de la paroi s'effectue en 10 minutes environ puis n'est guère modifiée par la suite. L'ampleur du phénomène diffère cependant lorsque les larves sont en présence ou non de nourriture : il y a 1.5 fois plus de larves sur la paroi lorsqu'il n'y a pas de proies dans le milieu.

Lorsque le passage de l'obscurité à 600 lux s'effectue par étapes, le comportement des larves diffère selon l'intensité de l'éclairage. En présence ou en absence de nourriture, le passage de 0 à 10 lux, puis à 40 lux, ne modifie pas le comportement des larves qui restent réparties de façon homogène dans l'ensemble de la masse d'eau. Par contre le passage de 40 à 150 lux provoque la formation d'un essaim de surface suivi d'une colonisation de la paroi qui s'effectue en 10 mn dans le bassin ne contenant pas de rotifères et en 60 mn dans le bassin contenant des proies. (Fig. 37).

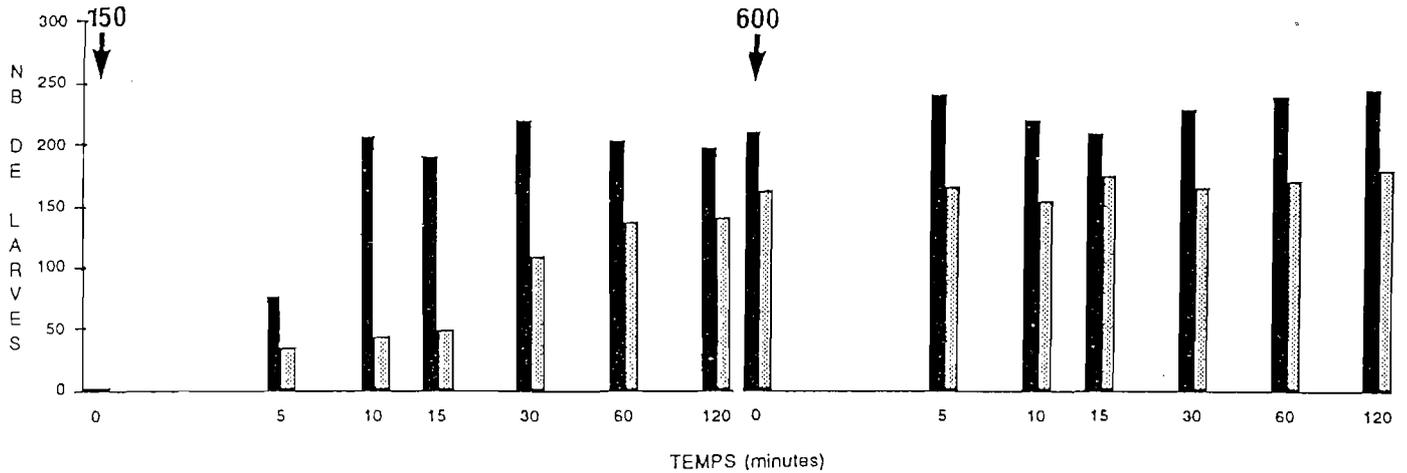


Figure 37 : Evolution du nombre de larves comptées sur 450 cm² de paroi, après augmentation de l'éclairage de 40 à 150 lux , puis de 150 à 600 lux , en présence (▨) ou en absence (■) de proies dans le milieu.

L'ampleur du phénomène est de 1.5 fois plus importante dans les bassins qui ne contiennent pas de proies.

Le passage de 150 à 600 lux, quant à lui, n'accroît pas le syndrome de paroi, que ce soit en présence ou en absence de nourriture.

Un complément d'information a été obtenu pour les intensités de 10 à 40 lux : après 24 heures d'observation, les larves passées de 0 à 10 lux sont toujours réparties régulièrement dans le milieu, alors que les larves passées de 10 à 40 lux, qui sont réparties de façon homogène pendant les deux premières heures d'observation, présentent un syndrome de paroi marqué 24 heures plus tard. Le retour à 10 lux ou à l'obscurité annule cet effet. Le syndrome n'apparaît jamais en absence de lumière.

VI.2.5 Discussion et conclusion

Dans nos conditions d'élevage, la répartition dans le milieu des larves de *Sparus auratus* âgées de 4 jours est parfaitement aléatoire (cf. § 1.5.1), que ce soit à l'obscurité ou sous différentes intensités d'éclairage comprises entre 10 et 600 lux. Ni l'augmentation brutale de l'intensité dans la gamme précitée, ni la présence de nourriture ne modifie cette répartition.

Par contre, chez des larves âgées de 5 jours, une augmentation soudaine de l'éclairage de 0 à 600 lux ou de 40 à 150 lux provoque une réaction immédiate des larves qui se réfugient le long de la paroi. Ce comportement est partiellement atténué en présence de nourriture. Sous un éclairage de 40 lux le comportement de paroi n'est pas observé dans les 2 heures qui suivent le changement d'intensité mais est indéniable au bout de 24 heures. Il n'apparaît jamais sous une intensité de 10 lux ou à l'obscurité.

Il semble donc que l'apparition du phénomène soit avant tout lié au stade de développement de la larve puisqu'il n'affecte jamais les individus de moins de 5 jours quelles que soient les conditions d'environnement imposées. Ceci pourrait être relié à l'absence de bouche fonctionnelle et à des capacités visuelles réduites, chez les larves âgées de moins de 5 jours. Passé ce stade, le syndrome peut être provoqué par des variations de l'intensité lumineuse. L'ampleur du phénomène est atténué par la présence de proies dans le milieu.

VI.3 EVOLUTION DU SYNDROME DE PAROI AU COURS DE L'ELEVAGE

VI.3.1 Conditions expérimentales

Un lot de larves est élevé selon les conditions standard décrites au § I.3. L'expérience démarre au 5ème jour qui suit l'éclosion, une fois le syndrome de paroi apparu. Les larves sont soumises à un éclairage continu de 600 lux et nourries de rotifères distribués en deux fois : une première ration, le matin constituée de rotifères enrichis en lipides (5 millions) et une seconde, 4 heures après, constituée de rotifères enrichis dans un mélange protéique (5 millions).

La quantification du comportement de paroi s'effectue par le dénombrement des larves *in situ* sur les surfaces A et B décrites au § VI.2.3. Ces résultats sont également exprimés par la somme des dénombrements A et B. Les comptages sont effectués juste avant la première distribution de proies puis 5, 10, 15, 60, 120, 240 et 360 minutes après. La représentation graphique est réalisée selon une échelle de temps logarithmique.

Parallèlement, la concentration de rotifères dans le milieu et au niveau de la paroi est estimée juste avant la première distribution de proies, puis 2 et 6 heures après à partir de 30 comptages aléatoires de 1 ml réalisés dans 1l de milieu prélevé à l'aide d'un siphon déplacé au hasard dans le bassin ou sur la paroi.

Dans chacun de ces prélèvements nous recueillons également 100 larves pour déterminer le taux d'individus qui s'alimentent.

L'ensemble de ces opérations est réalisé tous les jours, du 5ème au 10ème jour d'élevage, puis tous les deux jours du 10ème au 20ème jour.

VI.3. Résultats et discussion

Les variations du nombre de larves présentes sur la paroi dans la surface A + B, au cours de la journée ou au cours de l'élevage sont représentées figure 38 (p. 139).

Quel que soit l'âge des larves, la tendance générale au cours de la journée est une augmentation du nombre d'individus sur la paroi ; l'ampleur du phénomène est à peu près identique pour tous les âges étudiés.

On constate que la plupart des larves quittent la paroi dans les 5 minutes qui suivent la première distribution de nourriture, pour la recoloniser presque aussi rapidement (10 minutes environ). Ce mouvement n'est pas provoqué par le courant généré par l'introduction du volume d'eau contenant les proies, car le même volume d'eau, sans rotifères, déversé dans le bassin, ne décolle pas les larves de la paroi. Il s'agit donc bien d'un mouvement volontaire des larves induit par l'effet attractant des proies nouvellement introduites dans le milieu. On peut y voir un intérêt pour le grand nombre de proies apporté, car pendant la nuit le milieu s'est appauvri en rotifères, ou un réel effet attractant des proies fraîchement enrichies.

N O M B R E
D E
L A R V E S

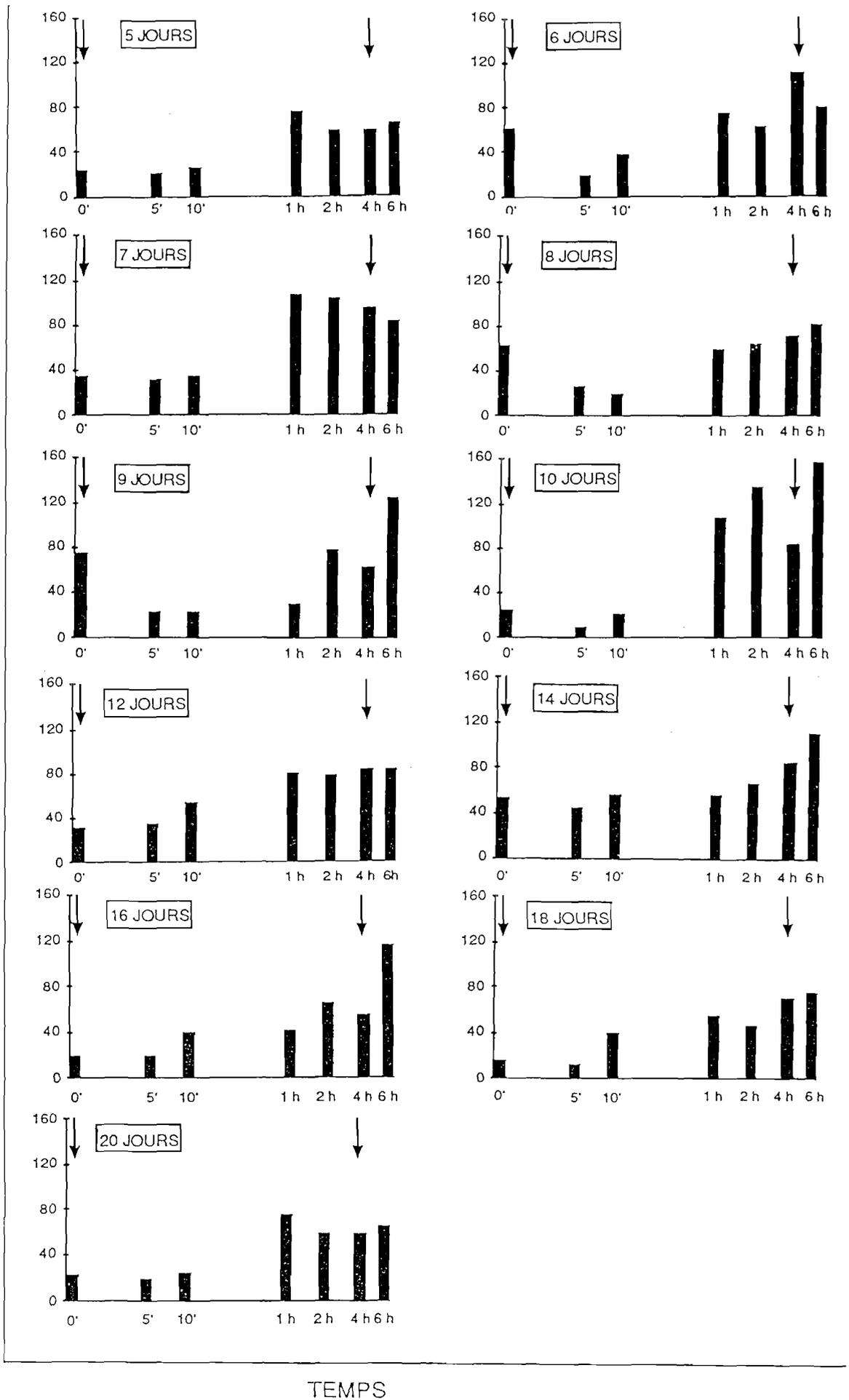


Figure 38 : Evolution du nombre de larves comptées sur 450 cm² de paroi au cours de la journée et à diverses périodes de l'élevage. —>: distribution de rotifères

D'une manière plus générale, on pourrait donc supposer que la répartition des larves au cours de la journée est liée à l'existence d'un gradient de concentration de rotifères dans le milieu. Cependant, les comptages de proies effectués au cours de la journée infirment cette hypothèse : quels que soient l'heure ou le jour où s'effectue le prélèvement, les concentrations au niveau de la paroi et dans le milieu sont identiques (Tableau 35).

Tableau 35 : Comparaison des densités de rotifères, dans le milieu et au niveau de la paroi du bassin au cours de l'élevage : test t . Les résultats sont exprimés en rotifères par millilitre. $m \pm IC/2$: moyenne globale et intervalle de confiance; P : probabilité.

Heures de prélèvement	0 h			2 h			6 h		
	t	P	m \pm IC/2	t	P	m \pm IC/2	t	P	m \pm IC/2
5	- 1.555	0.13	3.60 \pm 1.20	- 0.507	0.62	7.5 \pm 2.46	0.000	1.00	10.55 \pm 1.86
6	- 0.659	0.52	2.35 \pm 1.08	1.490	0.16	4.2 \pm 1.68	0.859	0.41	10.00 \pm 1.92
7	- 1.440	0.16	3.60 \pm 1.05	- 0.162	0.86	8.3 \pm 1.93	- 0.114	0.91	9.80 \pm 1.68
8	0.937	0.36	2.40 \pm 1.15	1.082	0.30	7.2 \pm 1.50	- 1.101	0.28	10.30 \pm 1.68
9	1.059	0.31	3.10 \pm 1.07	- 0.624	0.55	6.0 \pm 1.42	0.814	0.43	8.90 \pm 1.82
10	- 1.524	0.14	3.10 \pm 1.22	0.731	0.48	8.3 \pm 1.96	0.622	0.55	11.50 \pm 1.85
12	1.352	0.19	1.50 \pm 0.90	0.240	0.81	8.1 \pm 1.76	1.350	0.19	9.70 \pm 1.80
14	0.937	0.37	4.00 \pm 1.63	1.211	0.24	7.5 \pm 1.82	1.101	0.28	11.20 \pm 2.10
16	0.227	0.82	2.10 \pm 1.50	0.406	0.69	8.7 \pm 1.70	0.000	1.00	9.60 \pm 1.79
18	0.764	0.46	3.10 \pm 1.12	- 0.093	0.92	8.6 \pm 1.48	- 0.840	0.42	10.10 \pm 1.88
20	0.535	0.60	4.50 \pm 1.56	0.728	0.48	9.3 \pm 1.75	0.731	0.48	11.60 \pm 3.23

L'observation du tube digestif des animaux plaqués sur la paroi ou nageant dans le milieu confirme d'ailleurs que les taux de larves qui s'alimentent sont équivalents dans les deux cas (Tableau 36,p.140).

Tableau 36 : Comparaison des taux de larves qui s'alimentent, dans le milieu et au niveau de la paroi du bassin, au cours de l'élevage : test U d'indépendance réalisé après transformation angulaire des données (Dagnelie, 1975). T : taux moyen de larves qui s'alimentent (%); P : probabilité.

Heures de prélèvement	0 h			2 h			6 h		
	U	P	T	U	P	T	U	P	T
Age (jours)									
5	- 1.069	0.28	12.5	- 1.633	0.10	25.0	- 0.847	0.39	22.5
6	- 1.414	0.16	52.0	- 0.425	0.67	48.5	- 0.715	0.47	57.5
7	1.066	0.28	68.5	0.943	0.35	90.0	0.000	1.00	100.0
8	0.000	1.00	100.00	0.000	1.00	100.0	0.000	1.00	100.0
.
.
.
.
20	0.000	1.00	100.00	0.000	1.00	100.0	0.000	1.00	100.0

Pour compléter cette étude, nous avons suivi individuellement, chaque jour ou tous les deux jours, à midi, les déplacements de 5 larves. L'observation débute quand la larve se pose sur la paroi et se poursuit jusqu'à ce qu'elle nous échappe. Le temps passé sur la paroi ou dans le milieu est chronométré (Fig. 40). Le temps d'observation varie de 3 à 10 minutes. Les larves de 6 à 7 jours qui présentent le syndrome de paroi passent 80 % de leur temps sur la paroi et les larves plus âgées en moyenne 50 %. Il est possible qu'elles quittent la paroi pour chasser et reviennent s'y poser une fois leur ration consommée. Cette hypothèse expliquerait aussi le fait que les plus jeunes larves passent davantage de temps sur la paroi, car leurs besoins sont plus réduits et leurs capacités de nage et de chasse moins développées.

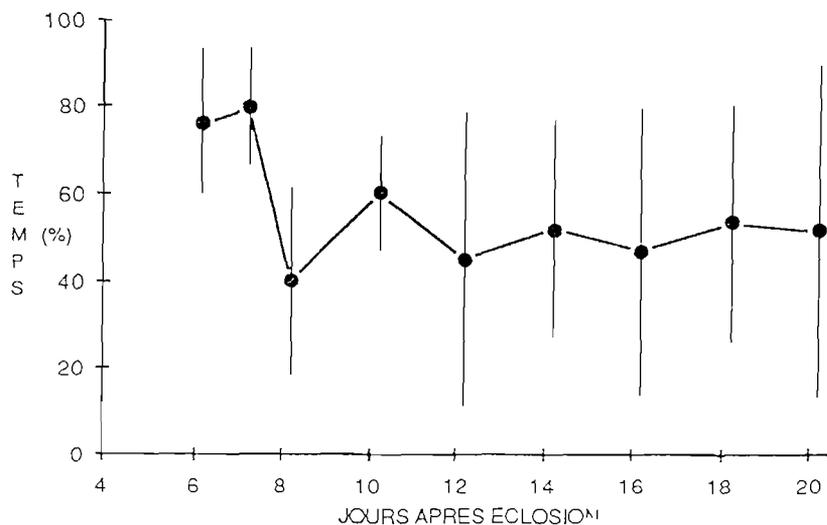


Figure 40 : Pourcentage du temps d'observation que les larves passent sur la paroi.

VI.4 DISCUSSION ET CONCLUSION

L'étude que nous venons de mener ne permet pas d'identifier les causes exactes qui provoquent le syndrome de paroi. Nous sommes cependant en mesure d'affirmer qu'il n'apparaît jamais, à nos températures d'élevage, avant le 5ème jour qui suit l'éclosion, ce qui coïncide avec l'ouverture de la bouche et l'entrée dans la vie trophique. Le phénomène peut se déclencher en absence de proies, cependant que leur présence en atténue l'ampleur. Enfin, il peut être déclenché par certains seuils d'intensité qui sont compris entre 40 et 150 lux pour une réponse immédiate, et entre 10 et 40 lux pour une réponse tardive. Il n'apparaît jamais à l'obscurité ou à 10 lux et il est réversible dans la gamme d'intensité précitée. Kentouri (1985) supprime d'ailleurs le comportement de paroi en créant une zone d'ombre sur le pourtour des bassins.

D'autres auteurs émettent l'hypothèse d'une recherche de nourriture et notamment de *Tisbe sp.*, que l'on trouve fréquemment dans la couverture algale qui se développe sur la paroi des bassins d'élevage (Person-Le Ruyet et Verillaud, 1980.). Cependant l'analyse des contenus stomacaux montre que ces organismes n'entrent qu'accidentellement dans le bol alimentaire des jeunes daurades.

Kentouri (1985) précise même que les larves sont incapables de chasser le long de la paroi et explique un tel comportement par une tentative d'adaptation à des conditions non conformes à la biologie de l'animal. Elle démontre aussi qu'il existe une relation directe entre l'insuffisance de nourriture et la fréquence d'apparition du syndrome. Ceci ne peut être le cas de nos élevages car les proies sont souvent présentes en excès dans le milieu et en quantité égale dans la masse d'eau ou près de la paroi. Nous signalons également qu'il y a le même pourcentage de larves ayant des proies dans le tube digestif, dans le milieu et près des parois.

Cependant nous constatons que chaque nouvelle distribution de rotifères provoque un décollement volontaire des larves de la paroi. Nous l'expliquons soit par l'attraction que suscite une importante concentration de proies, soit par leur appétence pour les rotifères fraîchement enrichis. Il est encore possible que la turbidité momentanée qui est créée soit responsable du phénomène. En effet un ajout d'argile ou de levure dans les bassins pour troubler l'eau provoque la même réaction.

Nous pouvons aussi supposer que les larves ne sont pas à la recherche de nourriture mais sont plutôt attirées par des surfaces réfléchissantes. Ceci est signalé par Ronzani-Cerqueira (1986) et

Barnabé (1976b) pour *Dicentrarchus labrax*, qui présente le syndrome dans des bassins à parois claires mais jamais dans des bassins à parois sombres ou opaques. Pour *Sparus auratus*, le phénomène est plus complexe puisque que les larves sont attirées aussi bien par les parois blanches, noires (cf. § IV.3), translucides ou opaques (Person-Le Ruyet et Verillaud, 1980). Nous avons suspendu verticalement dans le bassin des plaques de différentes couleurs, brillantes ou opaques et observé dans tous les cas une colonisation immédiate de toutes les surfaces. Nous pouvons donc, d'une part éliminer l'hypothèse d'une attirance des larves pour certaines couleurs ainsi que celle d'un "effet miroir", et d'autre part conclure que ce comportement, totalement aléatoire, ne se limite pas aux parois mais à toute surface verticale.

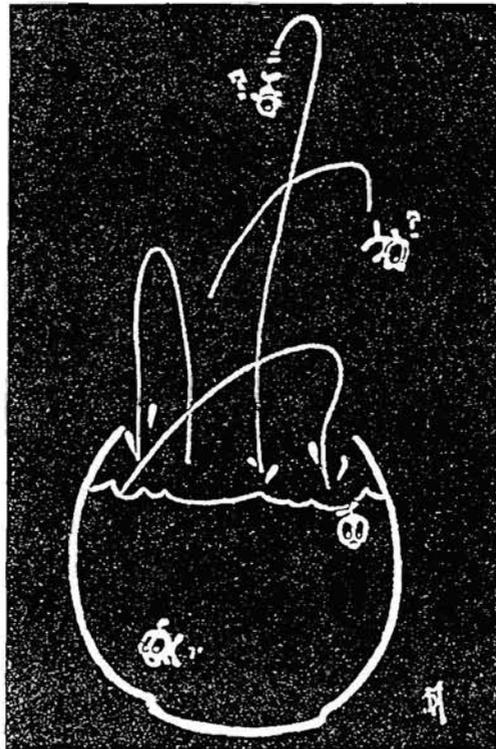
Nous pouvons enfin imaginer que les larves recherchent sur la paroi une zone de calme ou un abri (Person-Le Ruyet et Verillaud, 1980) mais cette théorie est infirmée par deux essais réalisés l'un en milieu stagnant, et l'autre dans un bassin où une zone de turbulence est créée artificiellement le long de la paroi (rideau de bulles d'air). En effet, dans les deux cas le syndrome apparaît, provoquant même la mort des larves qui s'épuisent à traverser le rideau de bulles pour atteindre la paroi.

Il ne reste que trois hypothèses :

- Ce comportement est inné, ce qui pourrait être confirmé par le fait que dans le milieu naturel seules les larves de plus de 10 mm ont pu être observées en zone pélagique.
- Il y a inadéquation de la nature de la proie aux besoins des larves. Kentouri (1985) montre en effet que de telles réactions peuvent être déclenchées par l'utilisation d'aliments inadéquats sur le plan organoleptique et précise que le rotifère *Brachionus plicatilis* ne correspond pas aux préférences alimentaires de *Sparus auratus* : cette espèce n'existerait d'ailleurs pas dans le milieu naturel où évoluent les larves.
- Enfin, ce syndrome pourrait être provoqué par un manque d'espace vital imputable aux densités importantes de nos élevages (100 larves par litre) puisqu'il n'est pas observé en élevage extensif où la charge n'excède jamais 10 larves par litre.

Le débat reste donc ouvert et l'emploi d'autres types de proies que le rotifère pourrait peut-être permettre de répondre à la question. En tout état de cause, il reste à prouver que ce comportement porte réellement préjudice aux larves.

CONCLUSION GENERALE





Au cours de cette étude, nous avons précisé certains aspects de la biologie et de la physiologie de la larve de daurade, *Sparus auratus*, qui nous permettent d'ores et déjà de proposer un modèle d'élevage pour la production en système intensif, de post-larves âgées de 30 jours. Notre modèle est établi pour des bassins cylindroconiques d'un volume utile de 500 litres et des densités de larves au départ de 100 individus par litre. L'élevage est réalisé dans une eau thermorégulée à 20° C, d'une salinité de 35 ‰ et recyclée sur filtre biologique.

Nous avons mis en évidence l'importance que revêt l'homogénéisation des proies dans la réussite de l'entrée dans la vie trophique et nous proposons un couple débit d'eau - débit d'air répondant à ce besoin sans perturber les capacités d'orientation des larves. Ce compromis est atteint avec un renouvellement d'eau et d'air arrivant par le fond respectivement de 20 % et 50 ml.mn⁻¹. L'hydrodynamique ainsi créée dans le bassin, associée à un éclairage continu d'une intensité de 600 lux permet d'optimiser l'activité de prédation.

Nous signalons l'existence d'un seuil lumineux de 100-150 lux, en dessous duquel l'activité de chasse est perturbée. Le rythme alimentaire des larves, imposé par l'alternance lumière-obscurité disparaît sous éclairage continu et semble fortement influencé par la densité de proies présentes dans le milieu. Une concentration critique de 5 proies par millilitre qui ralentit l'activité de prédation est mise en évidence chez des larves de 4 à 5 mm (15 jours) qui n'existe plus chez les larves de 6 à 7 mm (22 jours).

Dans les conditions d'éclairage précitées, la couleur noire des parois des bassins a permis de doubler les taux de survie, le fond pouvant être indifféremment blanc ou noir. Il semblerait que le repérage des proies soit facilité par le contraste ainsi créé entre la proie et son milieu environnant.

Nous préconisons encore l'utilisation comme proie de démarrage du rotifère, *Brachionus plicatilis*, d'une taille comprise entre 100 et 200 µm. Nous signalons l'importance de sa composition en acides aminés libres et en certains acides gras pour améliorer les performances de la larve : le rôle prépondérant des acides aminés libres est mis en évidence pour la croissance, celui des acides gras pour la croissance et la survie. Cette dernière nous paraît étroitement

dépendante du taux d'acide docosahexaénoïque (C22 : 6 n-3) contenu dans le rotifère. Dans le cas où la nourriture du rotifère est composée de levure, l'apport de ces éléments essentiels s'effectue par simple enrichissement en huile de foie de morue et en autolysat de poisson additionné de DL méthionine, de chlorure de choline et de vitamines. Dans le cas où la nourriture du rotifère est composée d'algues, *Tetraselmis suecica*, seul l'enrichissement en acides aminés libres et en C22 : 6 n-3 semble nécessaire.

Le jeûne imposé aux rotifères dans les bassins d'élevage larvaire altère leur composition : 20 à 30 % de l'enrichissement lipidique disparaît en 24 heures et 30 à 60 % en 48 heures. L'enrichissement protéique, quant à lui, disparaît presque totalement en 12 heures, et se "reconstitue" après 24 heures de jeûne. Nous suggérons une élimination systématique des proies non consommées, une fois par jour.

L'utilisation d'un second type de proie, *Artemia salina*, ne semble pas pouvoir s'effectuer avant que la larve n'atteigne 7 à 8 mm (30 jours), sans que des troubles physiologiques et comportementaux graves, tel que le "syndrome du tournis" n'apparaissent. Ces conclusions ne concernent que des larves qui sont nourries de rotifères "levure" enrichis en protéines. Un passage plus précoce pourrait être envisagé sur des larves nourries également de rotifères "levure" mais enrichis en lipides car le *nauplius* d'artémie de 400 µm est facilement ingéré par des larves mesurant 7 mm (18 jours).

Enfin, nous avons considérablement amélioré la qualité des larves en optimisant le processus d'inflation primaire de la vessie natatoire. Nos résultats démontrent qu'une prise d'air est nécessaire aux larves pour déclencher cette inflation. Ils suggèrent également que les faibles taux d'inflation obtenus jusqu'à ce jour dans les élevages intensifs de cette espèce sont liés à l'existence d'un film gras superficiel se développant artificiellement à partir des apports de nourriture. L'élimination de ce film par un système simple combinant une rampe à air et un piège de surface améliore de façon hautement significative ce taux (80 à 100 %) sans perturber la croissance. Nous mettons en garde les utilisateurs contre les turbulences provoquées par d'autres systèmes de nettoyage qui empêchent les larves d'accéder à la surface en temps voulu, c'est-à-dire pendant la période où elles mesurent entre 4 et 5 mm. Nous n'avons mis en évidence aucun autre phénomène susceptible d'inhiber le développement normal de la vessie natatoire.

Indépendamment des problèmes d'inflation, nous signalons l'existence d'anomalies de fonctionnement de la vessie natatoire facilement repérables puisqu'elles se traduisent par une hyperdilatation qui ôte à la larve toute autonomie de déplacement et provoque la mort par jeûne forcé. Sans apporter de solution définitive à ce problème, nous suggérons l'hypothèse d'une carence d'ordre nutritionnel.

Nous ne sommes pas non plus en mesure d'expliquer les causes qui induisent le comportement singulier des larves que nous appelons "le syndrome de paroi", mais nous pouvons affirmer qu'il n'altère pas l'activité de prédation, qu'il apparaît systématiquement au moment de l'entrée dans la vie trophique (5 jours, environ 4 mm), qu'il n'est pas lié à la présence de proies dans le milieu, mais semble inféodé à certains seuils lumineux. Il apparaît immédiatement sous 150 ou 600 lux, au bout de 24 heures sous 40 lux et jamais sous 10 lux où à l'obscurité totale. Il est également réversible dans la gamme d'intensité précitée.

La reproductibilité de la technique que nous proposons a été testée sur 8 élevages réalisés simultanément selon les conditions que nous venons de décrire. Il a été produit 100.000 post larves âgées de 35 jours, mesurant une longueur moyenne de 9.8 ± 0.38 mm. Ceci signifie une croissance d'environ 0.2 mm par jour et un taux de survie moyen de 26 ± 4 %.

Le meilleur taux de survie (49 %) qui a été atteint suggère que de nombreuses améliorations sont encore possibles qui pourraient provenir de la détermination de la température et de la salinité optimales, de l'évaluation des besoins nutritionnels de la larve et de la qualité des pontes ou encore de l'étude des interactions des divers niveaux des paramètres d'environnement que nous avons étudiés. La rentabilité de la technique pourrait être améliorée par une intensification de la charge au départ qui permettrait également de rentabiliser la production de proies vivantes, et par la sélection de souches génétiques performantes.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES



- ABOUSSOUAN, A., 1964. Contribution à l'étude des oeufs et larves pélagiques des poissons téléostéens dans le golfe de Marseille. Rec. Trav. ST. Mar. Endoume 32 (48) 96-171.
- AINSWORTH, A.J., BROWSER, P.R. et BELEAU, M.H., 1985. Serum cortisol levels in channel catfish from production ponds. Prog. Fish. Cult, 47 : 176 - 181.
- AL-ABDUL - ELAH, K., AKATSU, S. et TENG, S.K., 1983. Effects of water temperature and water turbulence on the growth, survival and occurrence of initial swimbladder inflation in sobaity (*Acanthopagrus curvieri*) larvae. Annu. Res. Rep. Kuwaït Inst. Sci. Res., 8 : 46 - 48
- ALBERTINI-BERHAUT, J., 1978. Influence du régime alimentaire sur les activités enzymatiques digestives chez *Mugil capito* (Téléostéen, Mugilidae). Etude expérimentale. Thétys, 8 : 357 - 363.
- ALESSIO, G., 1974. Riproduzione artificiale di orata *Sparus aurata* L. (Osteichthyes, Sparidae) Boll. Pesca Piscic. Idrobiol. 29 (2) : 133-147.
- ALESSIO, G., 1975. Riproduzione artificiale di orata, *Sparus aurata* L. (Osteichthyes, Sparidae), 5^e - Primi risultati sull' allevamento ed alimentazione delle larve e degli avanotti. oll. Pesca Piscic. Idrobiol., 30(1) : 71 - 92.
- ALESSIO, G., GANDOLFI, G. et SHREIBER, B. 1975. Technique e metodiche generali di riproduzione artificiali dell orata *Sparus aurata* L. (Osteichtyes, Sparidae). Inv. Pesq., 39 (2) : 417 - 428.
- ALESSIO, G., GANDOLFI, G. et SHREIBER, B., 1976. Induction de la ponte, élevage et alimentation des larves et des poissons euryhalins. In : Ponte contrôlée et élevage des larves d'espèces marines sélectionnées. Etud. Rev. CGPM, 55 : 143 - 158.
- ALI, M.A., 1961. Histophysiological studies on the juvenile atlantic salmon (*Salmo salar*) retina. II. Responses to light intensities wave lengths, temperature and continuous light and dark. Can. J. Zool. 39 : 511 - 526.
- ALLIOT, E., FEBVRE, A., METAILLER, R. et PASTOUREAUD, A., 1974. Besoins nutritifs du Bar (*Dicentrarchus labrax*). Etude du taux de proteines et du taux de lipides dans le régime. Actes de Colloques, CNEXO Ed. : 215 - 228.
- ANON, 1987. Bass and bream go commercial. Fish Farmer, 10(5) : 30 - 32.
- ARIAS, A., 1976. Sobre la biologia de la dorada *Sparus aurata* de los esteros de la provincia de Cadiz. Inv. Pesq. 40(1) : 201 - 222.
- AUDINEAU, P., COVES, D. et HAMEURY, J.P., 1984. Production des proies vivantes *Brachionus plicatilis* et *Artemia salina*. Rapport interne, IFREMER, Station Expérimentale d'Aquaculture de Palavas, 26 pp.

- AUDINEAU, P. et BLANCHETON, J.P., 1986. Production d'algues unicellulaires. Rapport interne, IFREMER, Station Expérimentale d'Aquaculture de Palavas, 20pp.
- BAGARINO, T. et KUNGVANKIJ, P., 1986. An incidence of swimbladder stress syndrome in hatchery reared sea bass (*Lates calcarifer*) larvae. *Aquaculture*, 51 : 181 - 188.
- BARAHONA - FERNANDES, M. H., 1978a. Effect of aeration on the survival and growth of sea bass (*Dicentrarchus labrax* (L.) larvae : a preliminary study. *Aquaculture*, 14 : 67 - 74.
- BARAHONA - FERNANDES, M. H., 1978b. L'élevage intensif des larves et des juvéniles du bar (*Dicentrarchus labrax* (L)) : Données biologiques, zootechniques et pathologiques. Thèse d'état, Université d'Aix Marseille II, 208 pp.
- BARAHONA - FERNANDES, M. H., 1979. Some effects of light intensity and photoperiod on the sea bass larvae (*Dicentrarchus labrax* (L.)) reared at the Centre Océanologique de Bretagne. *Aquaculture*, 17 : 311 - 321.
- BARNABE, G., 1976a. Rapport technique sur la ponte induite et l'élevage des larves du loup *Dicentrarchus labrax*, et de la daurade *Sparus aurata*. In : Conseil général des pêches pour la Méditerranée, 55 : 63 - 116.
- BARNABE, G., 1976b. Contribution à la connaissance de la biologie du loup *Dicentrarchus labrax* L. (Poissons Serranidae) de la région de Sète. Thèse d'état, Université des Sciences et Techniques du Languedoc, Montpellier, 426 pp.
- BARNABE, G., 1980. Exposé synoptique des données biologiques sur le loup ou bar, *Dicentrarchus labrax* (Linné, 1758). Synop. FAO Pêches, 126, 70 pp.
- BARNABE, G. et RENE, F., 1973. Reproduction contrôlée et production d'alevins chez la dorade *Sparus aurata* Linné 1758. C.R. Acad. Sc. Paris, 276 (D) 1621-1624.
- BATTAGLENE, S.C et TALBOT, R.B., 1989. Initial swimbladder inflation in intensively reared Australian bass larvae, *Macquaria novemaculeata* (Steindachner) (Perciformes : Percichthyidae). *Aquaculture* (sous presse).
- BELL, H. V., HENDERSON, R. J., PIRIE, B.J.S. et SARGENT, J. R., 1985. Effects of dietary polyunsaturated fatty acid deficiencies on mortality, growth and gill structure in the turbot, *Scophthalmus maximus*. *J. Fish Biol.*, 26 : 181 - 191.
- BENAVENTE, P. G. et GATESOUBE, F. J., 1989. The continuous distribution of rotifer increases the essential fatty acid reserve of turbot larvae, *Scophthalmus maximus*. *Aquaculture* 72 : 109 - 114

- BERG, L., MORETTI, A. et FREDDI, A., 1983. Calcolosi in larve di orata (*Sparus auratus* L.) é branzino (*Dicentrarchus labrax* L.) in allevamento. Primi risultati. Poster présenté à la conférence internationale d'Aquaculture du loup et des sparidés sète 15 - 17 Mars 1983, 17 pp.
- BLAXTER, J. H. S., 1962. Rearing beyond the yolk-sac stage. Marine Laboratory, Aberdeen - June, 1961, 18 pp.
- BLAXTER, J. H. S., 1965. The feeding of herring larvae and their ecology in relation to feeding. Calif. Coop. Oceanic Fish. Invest., 10 : 79 - 88.
- BLAXTER, J. H. S., 1966. The effect of light intensity on the feeding ecology of herring. In : Light as an ecological factor. Bainbridge, R., Evans, G. C, Rackham, O. (eds), pp 393 - 409, Blackwell Sc. Publ., Oxford.
- BLAXTER, J. H. S., 1968a. Visual thresholds and spectral sensitivity of herring larvae. J. Exp. Biol., 48 : 39 - 53.
- BLAXTER, J. H. S., 1968b. Light intensity, vision and feeding in young plaice. J. Exp. Biol. Ecol., 2 : 293 - 307.
- BLAXTER, J. H. S., 1968c. Rearing herring larvae to metamorphosis and beyond. J. Mar. Biol. Assoc. U. K., 48 : 17 - 28.
- BLAXTER, J. H. S., 1969. Visual thresholds and spectral sensitivity of flatfish larvae. J. Exp. Biol., 51 : 221 - 230.
- BLAXTER, J. H. S., 1975a. Do fish have an absolute sense of light intensity ? In : Vision in fishes. New approaches in research. Ali, M.A (ed.), pp. 719 - 729. Plenum Press, N. Y., London.
- BLAXTER, J. H. S., 1975b. The eyes of larval fish. In : Vision in fishes. New approaches in research. Ali, M.A. (ed.), pp. 253 - 262. Plenum Press, N. Y., London.
- BLAXTER, J. H. S., 1978. Summary of symposium on "rhythmic activity in-fish". In : Rhythmic Activity of Fishes, pp. 285 - 289, Thorpe, J. E. (ed.), A. Press.
- BLAXTER, J. H. S., 1980. Vision and feeding of fishes. In : Fish behaviour and its use in the capture and culture of fishes. Bardach, J. E., Magnuson, J. J., May, R. C. and Reinhart, J. M. (eds), ICLARM Conference Proceedings 5, Manila, Philippines, pp. 32 - 56.
- BLAXTER, J. H. S. et HEMPEL, G., 1963. The influence of egg size on herring larvae (*Clupea harengus* L.) J. Conseil Perm. Intern. Exploration Mer, 28, 211 - 240.

- BLAXTER, J. H. S. et HOLLIDAY, P. P., 1958. Herring (*Clupea harengus* L.) in aquaria. II. Feeding. Marine Res., No 6.
- BLAXTER, J. H. S. et JONES, M. P., 1967. The development of the retina and retinomotor responses in larval teleosts. J. Mar. Biol. Ass. U. K., 47 : 677 - 697.
- BLAXTER, J. H. S. et STAINES, M., 1970. Pure cone retinal and retinomotor responses in the larval teleosts. J. Mar. Biol. Ass. U. K., 50 : 449 - 460.
- BLAXTER, J. H. S. et STAINES, M., 1971. Food searching potential in marine fish larvae. In : Fourth European Marine Symposium D. J. Crisp. ed. Cambridge Univ. Press. Cambridge, 467 - 485.
- BOLLA, S. et HOLMEFJORD, I., 1988. Effect of temperature and light on development of atlantic halibut larvae. Aquaculture, 74 : 355 - 358.
- BOUGET, J. F., 1988. Synthèse des données sur la gestion d'un stock de reproducteurs de loups et de daurades. Rapport MEREA, 176 pp.
- CADENA-ROA, M., MENU, B., METAILLER, R. et PERSON-LE RUYET, 1982. Sevrage de juvéniles de sole (*Solea vulgaris*). Utilisation d'un aliment réhydratable et de substances chimiques attractantes. Conseil International pour l'Exploration de la Mer CM 1982/F-9.
- CARMICHAEL, G. J. et TOMASSO, J. R., 1984. Swimbladder stress syndrome in largemouth bass. Tex. J. Sci., 35(4) : 315 - 321.
- CASTELL, J. D., 1979. Review of lipid requirements of finfish. Symp. on finfish nutrition and fish feed technology. Hamburg 20 - 23 June 1978, Vol I, Berlin 1979 : 59 - 84.
- CHAPMAN, D.C., HUBERT, W.A. et JACKSON, U. T., 1988. Influence of access to air and of salinity on gas bladder inflation in striped bass. Prog. Fish cult., 50 : 23 - 27.
- CHATAIN, B., 1982. Contribution à l'étude de l'élevage larvaire de la dorade japonaise (*Chrysophrys major*). Thèse de 3ème cycle, Université d'Aix-Marseille II, 121 pp.
- CHATAIN, B., 1986. La vessie natatoire chez *Dicentrarchus labrax* et *Sparus auratus*. I. Aspects morphologiques du développement. Aquaculture, 53 : 303 - 311.
- CHATAIN, B., 1987. La vessie natatoire chez *Dicentrarchus labrax* et *Sparus auratus*. II. Influence des anomalies de développement sur la croissance de la larve. Aquaculture, 65 : 175 - 181.
- CHATAIN, B. et DEWAVRIN, G., 1989. Influence des anomalies de développement de la vessie natatoire sur la mortalité de *Dicentrarchus labrax* au cours du sevrage. Aquaculture, 78 : 55 - 61.
- CHRISTENSEN, M. S., 1978 - Trophic relationships in juveniles of three species of sparid fishes in the South African marine littoral. Fish. Bull. 76 (2) : 389-401.

- COLORNI, A., 1989. Fish pathology in Israël : Problems and Research. Advances in tropical Aquaculture, Tahiti february 20-march 4, 1989.
- COPELAND, D. E., 1969. Fine structural study of gas secretion in the physoclistous swimbladder of *Fundulus heteroclitus* and *Gadus callarias* and in euphysoclistous swimbladder of *Opsanus tau*. Z. Zellforsch. Microsk. Anat., 93 : 305 - 331.
- CORAZZA, L. et NICKUM, J. G., 1981. Positive phototaxis during initial feeding states of walleye larvae. In : The early life history of fish : Recent studies, pp 492 - 494, Lasker, R. and Sherman, K. (eds).
- CORNEILLIE, S., 1989. Invloed van w3 poly-onverzadigde vetzuren en verlichting op de coverleving, groei en morfologische ontwikkeling van de larven van de zeebaars, *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus, 1758). Thèse, Université catholique de Louvain, 183 pp.
- COVES, D., AUDINEAU, P. et NICOLAS, J.L., 1985. Les rotifères. Technologie d'élevage. In : Aquaculture, Barnabé, G. (ed), pp 224 - 238, Lavoisier, Paris.
- COVES, D., DEWAVRIN, G., BREUIL, G. et DEVAUCHELLE, N. 1989. Culture of sea-bass (*Dicentrarchus labrax*). CRC Hand Book of Mariculture. Aquaculture of Marine fish. Vey, M. C. (ed), CRC Press INC. Boca Raton, Floride. (sous presse).
- COWEY, C. B. et SARGENT, J. R., 1979. Nutrition. In : "Fish Physiology", Hoar, Randall et Brett (eds), Vol VIII, pp. 1 - 69. Acad. Press. New-York, Londres.
- COWEY, C. B., ADRON, J. W. et BLAIR, A., 1970. Today's on the nutrition of marine flatfish. The essential amino-acid requirement of plaice and sole. J. Mar. Assoc. UK., 50 : 87-95.
- COWEY, C. B., OWEN, J. M., ADRON, J. W. et MIDDLETON, C., 1976. Studies on the nutrition of marine flatfish. The effect of dietary fatty acids on the growth and fatty acid composition of turbot (*Scophthalmus maximus*). Br. J. Nutr. 36 : 479 - 486.
- DABROWSKI, K., 1979. The role of proteolytic enzymes in fish digestion. In : E. Styezynska-Jurewicz, T. Backiel, E. Jaspers and G. Persoone (Editors). Cultivation of fish fry and its live food. Special publication of the European Mariculture Society, 4 : 107 - 126.
- DAGNELIE, P., 1975. Théorie et Méthodes Statistiques. Application Agronomique. Vol II. Les méthodes de l'inférence statistique. Les presses agronomiques de Gembloux, A.S.B.L., 463 pp.
- DENDRINOS, P. et THORPE, J. P., 1987. Experiments on the artificial regulation of the amino acid and fatty acid contents of food organisms to meet the assessed nutritional requirements of larval, post-larval and juvenile dover sole (*Solea solea* L.) Aquaculture, 61 : 121 - 154.

- DENDRINOS, P., DEWAN, S. et THORPE, J.P., 1984. Improvement in the feeding efficiency of larval, post larval and juvenile dover sole (*Solea solea* L.) by the use of staining to improve the visibility of Artemia used as food. *Aquaculture*, 38 : 137 - 144.
- DEVAUCHELLE, N., 1980. Etude expérimentale sur la reproduction de : bar (*Dicentrarchus labrax*), rouget (*Mullus surmuletus*), sole (*Solea solea*) et turbot (*Scophthalmus maximus*). Thèse de doctorat de 3ème cycle. UBO, Brest, 194 pp.
- DEVAUCHELLE, N., 1984. Reproduction décalée du bar (*Dicentrarchus labrax*) et de la daurade *Sparus aurata*. In : L'aquaculture du bar et des sparidés, G. Barnabé et R. Billard (eds), pp 53 - 61, Publ. INRA, Paris.
- DIVANACH, P., 1985. Contribution à la connaissance de la biologie et de l'élevage de 6 Sparidés méditerranéens : *Sparus aurata*, *Diplodus sargus*, *Diplodus vulgaris*, *Diplodus annularis*, *Lithognathus mormyrus*, *Puntazzo puntazzo*. Thèse de doctorat d'état, Université des Sciences et Techniques du Languedoc, Montpellier, 479 pp.
- DOROSHEV, S.I. et CORNACCHIA, J. W., 1979. Initial swimbladder inflation in the larvae of *Tilapia mossambica* (Peters) and *Morone saxatilis* (Walbaum). *Aquaculture*, 16 : 57 - 66.
- DOWD, C.E. et HOUDE, E. D., 1980. Combined effects of prey concentration and photoperiod on survival and growth of larval sea bream, *Archosargus rhomboidalis* (Sparidae). *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 3 : 181 - 185.
- DURAY, M., 1986. Biological evaluation of three phytoplankton species (*Chlorella* sp, *Tetraselmis* sp, *Isochrysis galbana*) and two zooplankton species (*Crassostrea iredalei*, *Brachionus plicatilis*) as food for the first feeding *Siganus guttatus* larvae. *Philipp. Sci.* 23 : 41 - 49.
- DURAY, M. et KOHNO, H., 1988. Effect of continuous lighting on growth and survival of first feeding larval rabbitfish, *Siganus guttatus*. *Aquaculture*, 72 : 73 - 79.
- ELLIOT, J. M., 1977. Some methods for the statistical analysis of samples of benthic invertebrates. *Freshwater Biological Association, Scientific Publication n°25*, 157 pp.
- FOLCH, J. M., LEES, M. et STANLDEY, G. H., 1957. A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. *J. Biol. Chem.*, 226 : 497 - 509.
- FUCHS, J., 1978. Influence de la photopériode sur la croissance de la larve et du juvénile de sole (*Solea solea*) en élevage. *Aquaculture*, 15 : 63 - 74.

- FUJII, M. et YONE, Y., 1976. Studies on nutrition of red sea bream. XII. Effect of dietary linolenic acid and w3 polyunsaturated fatty acids on growth and feed efficiency. Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish. 42 : 583 - 588.
- FUKE, S., KONOSO, S. et INA, K., 1981. Identification of feeding stimulants for red sea bream in the extract of marine worm *Perinereis brevicirrus*. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish, 47 : 1631 - 1635.
- FUKUSHO, K. et IWAMOTO, H., 1980. Cyclomorphosis in size of the cultured rotifer *Brachionus plicatilis*. Bull. Nati. Res. Inst. Aquaculture, 1 : 29 - 37.
- FUKUSHO, K. et IWAMOTO, H., 1981. Polymorphism in size of rotifer, *Brachionus plicatilis*, cultured with various feeds. Bull. Nati. Res. Inst. Aquaculture, 2 : 1 - 10.
- FUKUSHO, K. et OKAUCHI, M., 1982. Strain and size of rotifer, *Brachionus plicatilis*, being cultured in Southeast Asian countries. Bull. Nati. Res. Inst. Aquaculture, 3 : 107 - 109.
- FUKUSHO, K., OKAUCHI, M., NURAINI, S., TSUJIGADO, A. et WATANABE, T., 1984. Food value of a rotifer, *Brachionus plicatilis*, cultured with *Tetraselmis tetrathele* for larvae of red seabream, *Pagrus major*. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 50(8) : 1439-1444.
- FUKUSHO, K., OKAUCHI, M., TANAKA, H., KRAISINGDECHA, P., WAHYUNI, S. I., et WATANABE, T., 1985. Food value of the small S-strain of a rotifer, *Brachionus plicatilis* cultured with *Tetraselmis tetrathele* for larvae of black seabream, *Acanthopagrus shlegeli*. Bull. Natl. Res. Inst. Aquaculture, 8 : 5-13.
- GABRIEL, M.L., 1944. Factors affecting the number and the form of vertebrae in *Fundulus heteroclitus*. J. Exp. zool., 95 : 105 - 147.
- GATESOUBE, F. J., 1982. Nutritional and antibacterial treatments of live food organisms: the influence on survival, growth rate and weaning success of turbot (*Scophthalmus maximus*). Ann. Zootech. , 31 (4) : 353-368.
- GATESOUBE, F. J., 1984. Introduction d'aliments composés dans une chaîne alimentaire adaptée à l'élevage des larves de trois poissons marins : le bar (*Dicentrarchus labrax*) la sole (*Solea solea*) et le turbot (*Scophthalmus maximus*). Thèse Docteur Ingénieur. Institut National Agronomique. Paris - Grignon, 128 pp.
- GATESOUBE, F. J., 1986a. The effect of starvation and feeding, on the free amino acid composition of sea bass larvae, *Dicentrarchus labrax*. Oceanis, 12(4) : 207 - 222.
- GATESOUBE, F. J., 1986b. Evolution des teneurs en acides aminés libres dans les larves de Bar et de Turbot. Ichthyophysiologica Acta, 10 : 253 - 265.

- GATESOUBE, F. J., 1989. Further advance in the nutritional and antibacterial treatments of rotifers as food for turbot larvae, *Scophthalmus maximus* L. In : N. De Pauw, E. Jaspers, H. Ackefors and N. Wilkins (Eds). Aquaculture, a Biotechnology in Progress. European Aquaculture Society, Bredene, Belgium, 2 : 721-730.
- GATESOUBE, F. J. et LE-MILINAIRE, C., 1985. Adaptation de la qualité alimentaire des filtreurs proies aux besoins nutritifs des larves de poissons marins. 4^e Coll - Fr. Jap. Oceanogr., Marseille. 16 - 21 Sept. 85, 8 : 51 - 63.
- GATESOUBE, F. J., et LUQUET, P., 1981. Practical diet mass culture of the rotifer *Brachionus plicatilis*. Application to the larval rearing of the sea bass, *Dicentrarchus labrax*. Aquaculture, 22 : 149 - 163.
- GATESOUBE, F. J. et ROBIN, J. H., 1982. The dietary value for sea bass larvae (*Dicentrarchus labrax*) of the rotifer *Brachionus plicatilis* fed with or without a laboratory-cultured alga. Aquaculture, 27 : 121 - 127.
- GATESOUBE, F. J., LEGER, C., METAILLER, R., LUQUET, P. et MALAVAL, M., 1977. Alimentation lipidique du turbot (*Scophthalmus maximus* L.). I. Influence de la longueur de chaîne des acides gras de la série w3. Ann. Hydrobiol. 8 : 89 - 97.
- GATLIN, D. M., POE, W. E., WILSON, R. P., AINSWORTH, A. J. et BROWSER, P.R., 1986. Effect of stocking density and vitamine E. Deficient fingerling channel catfish. Aquaculture, 56 : 187 - 195
- GIAVENNI, R. et DOIMI, M., 1983. Formazione, differenziamento istologico ed aspetti patologici della vescica natatoria in larve di branzino (*Dicentrarchus labrax* L., 1758). Riv. Ital. Pesci. Ittiop. A, XVIII(2) : 71 - 80.
- GINETZ, R. M. et LARKIN, P. A., 1973. Choice of colour of food items by rainbow trout (*Salmo gairdneri*). J. Fish. Res. Board Can., 30 : 229 - 239.
- GIRIN, M., 1981. Situation et perspectives de la pisciculture marine extensive en Europe et dans le bassin Méditerranéen. C. N. E. X. O. Brest, Série Actes de Colloques 12. 113 - 120.
- GIRIN, M. et DEVAUCHELLE, N., 1978. Décalage de la période de reproduction par raccourcissement des cycles photopériodiques et thermiques chez des poissons marins. Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys., 18 : 1059 - 1065.
- GIRIN, M., BARAHONA - FERNANDES, M. H. et LE ROUX, A., 1975. Larval rearing of sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) with a high survival. Colloque sur l'aquaculture. Actes de colloques, 1, CNEXO, pp 175 - 185.
- GIRSA, I. I., 1975. The diurnal rhythm in the feeding of underyearlings of some white sea fish at different photoperiods. J. Ichthyology, 15(1) : 102 - 110.

- GOH, Y. et TAMURA., 1980. Olfactory and gustatory responses to amino acids in two marine teleosts. Red sea bream and mullet. *Comp. Biochem. Physiol.* 66 : 217 - 224.
- GOVONI, J. J., 1980. Morphological, histological and functional aspects of alimentary canal associated organ development in larval *Leitstonus xanthurus*. *Rev. Can. Biol.*, 39 : 69 - 80.
- GRENZ, C., 1985. Mise au point d'une technique de comptage d'oeufs et de larves de poissons. D.E.A., Université d'Aix Marseille II, 38 pp.
- GUILLAUME, J., 1985. Alimentation des poissons marins. II. Besoins des espèces méditerranéennes : MEDRAP. Techniques d'élevage intensives et alimentation des poissons et crustacés. Mota Di Liverza. Italie FAO. Vol 4, pp 393 - 422.
- GUMA'A, S.A., 1982. Retinal development and retinomotor responses in perch, *Perca fluviatilis* L. *J. Fish. Biol.* 20, 611 - 618.
- HE, D., LUO, H., ZHENG, M., 1983. The feeding intensity and its dynamics of juvenile mullet under different illumination. *Trans. Chin. Ichthyol. Soc.*, 3 : 21 - 27 (en chinois).
- HETCH, S., 1928. The relation between visual acuity and illumination. *J. Gen. Physiol.*, 11 : 255.
- HINO, A., 1981. Taxonomical position variation and life history of the rotifer *Brachionus plicatilis*. *Saibaigyo. Kaihatsu. kenkyu*, 10(1) : 109 - 123 (en japonais).
- HIRATA, H., 1979. Rotifer culture in Japan. *Spec. Publ. Eur. Mariculture Soc.*, 4 : 361 - 375.
- HITO, S., SAKAMOTO, H., HORI, M. et HIRAYAMA, K., 1981. Morphological characteristics and suitable temperature for the growth of several strains of rotifer, *Brachionus plicatilis* O.F. MULLER in the sea water *ibid.* 33(3) : 709 - 740.
- HOUDE, E.D., 1972. Development and early life history of the northern sennet, *Sphyraena borealis* De Kay (Pisces Sphyraenidae) reared in the laboratory. *Fish. Bull. U.S.* 70, 185 - 195.
- HOUDE, E.D., 1973. Some recent advances and unsolved problems in the culture of marine fish larvae. *Proc. World Maricult. Soc.* 3, 83 - 112.
- HOUDE, E.D., 1975. Effects of stocking density and food density on survival growth and yield of laboratory reared larvae of the sea-bream *Archosargus rhomboidalis* (L.) (Sparidae). *J. Fish. Biol.*, 7 : 115 - 127.
- HOUDE, E. D. et PALKO, B. J., 1970. Laboratory rearing of the clupeid fish *Harengula pensacolae* from fertilized eggs. *Mar. Biol.*, 5 : 354 - 358.
- HOWELL, B. R., 1979. Experiments on the rearing of larval turbot. *Scophthalmus maximus* L. *Aquaculture* 18 : 215-225.

- HUH, H. T., CABBERT, H. E. et STUBIBER, P. A., 1976. Effects of temperature and light on growth of yellow perch of wallaye using formulated feed. *Trans. Am. Fish. Soc.*, 2 : 254 - 272.
- HUNTER, J. R., 1972. Swimming and feeding behaviour of larval anchovy, *Engraulis mordax*. *Fish. Bull. U. S.*, 70, 821 - 838.
- HUNTER, J. R., 1980. The feeding behaviour and ecology of marine fish larvae. In : *Fish behaviour and its use in the capture and culture of fishes*. Bardach, J. E., Magnuson, J. J., Mayr, C. and Reinhart, J. M. (eds) ICLARM, Conference Proceeding 5, Manila, Philippines, 287 - 330.
- HUNTER, J.R. et SANCHEZ, C., 1976. Diel changes in Swimbladder inflation of the larvae of the northern anchovy, *Engraulis mordax*. *Fish. Bull.*, 74(4) : 847 - 855.
- IZAWA, M., 1983. Ecologie trophique des larves du loup *Dicentrarchus labrax* (L.) en élevage. Thèse de doctorat de 3ème cycle, Université des Sciences et Techniques du Languedoc, Montpellier, 140 pp.
- ISEDA, H., ISHIHARA, M., SUMIDA, S., OKAWI, M., et TABATA, S., 1979. Prevention of deformation in the juveniles of red sea-bream, *Pagrus major*, reared in ponds relationship between the initial rearing conditions and the lordotic deformity (en japonais). *Bulletin of Kumamoto Prefectural Fisheries Experimental Station*, 1 : 9 - 17.
- IWAI, T., 1968a. The comparative study of the digestive tract of teleost larvae. V. Fat absorption in the gut epithelium of goldfish larvae. *ibid.*, 34 : 973 - 978.
- IWAI, T., 1968b. Fine structure and absorption patterns of intestinal epithelial cells in rainbow trout alevins. *Z. Zellforsch.*, 91 : 366 - 379.
- IWAI, T., 1969. Fine structure of gut epithelial cells of larval and juvenile carp during absorption of fat and protein. *Arch. histol. Jap.*, 30 : 183 - 199.
- IWAI, T., 1971. The outline of ichthyology. *Jap. Soc. Sci. Fish.*, Koseisha Koseikaku, Tokyo : 101 - 102.
- IWAI, T., 1980. Sensory anatomy and feeding of fish larvae. In : *Fish behaviour and its use in the capture and culture of fishes*. Bardach, J. E., Magnuson, J. J., May, R. C. and Reinhart, I. M. (eds). ICLARM Conference Proceeding 5, Manila Philippines, 124 - 145.
- IWAI, T. et TANAKA, M., 1968. The comparative study of the digestive tract of teleost larvae. III. Epithelial cells in the posterior gut of halfbeak larvae. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.*, 34 : 44 - 48.

- JOHNSTON, P. M., 1953. The embryonic development of the swimbladder of the large mouth black bass *Micropterus salmoides salmoides*. J. Morphol., 23 : 45 - 67.
- JOHNSON, D. W. et KATAVIC, I., 1984. Mortality, growth and swimbladder stress syndrome of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae under varied environmental conditions. Aquaculture, 38 : 67 - 78.
- JONES, A. et HOUDE, E., 1981. Mass rearing of fish fry for aquaculture. Oral session, world conference on aquaculture Venice 1981. Summaries E.M.S. W.M.S. ed. 22-23.
- JONES, B. N., PAABO, S. et STEIN, S., 1981. Amino acid analysis and enzymatic sequence determination of peptides by an improved O - phthaldialdehyde precolumn labeling procedure. J. Liq. Chromotogr., 4 : 565 - 586.
- KANAZAWA, A., TESHIMA, S. et KAZUO, O., 1979. Relationship between essential fatty acid requirements of aquatic animals and the capacity for bioconversion of linolenic acid to highly unsaturated fatty acids. In : Comparative Biochemical Physiology. Vol. 63B, Pergamon Press, Great Britain, pp. 293-298.
- KANAZAWA, A., TESHIMA, S. et SAKAMOTO, M., 1981. Requirement of essential fatty acids for the larval ayu. Bull. Jap. Soc. Sci., Fish., 48(4) : 587-590.
- KATAVIC, I., 1986. Diet involvement in mass mortality of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae. Aquaculture, 58 : 45 - 54.
- KAUSHIK, S. J. et LUQUET, P., 1980. Influence of bacterial protein incorporation and of sulphur aminoacid supplementation to such diets on growth of rainbow trout, *Salmo gairdneri*. Aquaculture, 19 : 163 - 175.
- KAWAI, S. et IKEDA, S., 1973. Studies on digestive enzymes of fishes. III. Development of the digestive enzymes of rainbow trout after hatching and the effect of dietary change on the activities of digestive enzymes in the juvenile stage. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish., 39 : 819 - 829.
- KENTOURI, M., 1985. Comportement larvaire de 4 sparidés méditerranéens en élevage : *Sparus aurata*, *Diplodus Sargus*, *Lithognathus mormyrus*, *Puntazzo puntazzo* (poissons téléostéens). Thèse de doctorat d'état, Université des Sciences et Techniques du Languedoc, Montpellier, 492 pp.
- KENTOURI, M. et DIVANACH, P., 1982. Différences et similitudes dans la génèse des comportements locomoteur et trophique des stades prélarvaires de *Sparus auratus*, *Diplodus Vulgaris* et *Diplodus sargus*. Aquaculture, 27 : 355 - 376.

- KENTOURI, M. et DIVANACH, P., 1983. Contribution à la connaissance du comportement et de la biologie des larves de marbré *Lithognathus mormyrus* (Sparidae) en élevage. Ann. Zootech. 32 (2) : 135 - 152.
- KENTOURI, M., DIVANACH, P. et CANTOU, M., 1980. Données préliminaires sur le comportement, la croissance et la survie du sar *Diplodus sargus* en élevage. In Et. et Rev. C.G.P.M. , 57 : 33 - 51.
- KENTOURI, M., DIVANACH, P. et PARIS, J., 1981. Préférences alimentaires et comportement de la larve de daurade *Sparus auratus* face à du zooplancton congelé. Ann. Zootech. 30 (4) : 391 - 410.
- KISSIL, G.W m., KOVEN, W. et LUPATCH, I., 1985. Scientific Report for the National Centre for Mariculture., Israel Oceanographic and Limnological Research Ltd., (Rapport interne).
- KITAJIMA, C., 1978. Acquisition of fertilized eggs and mass culture of juveniles of red sea bream, *Pagrus major*. Special Report Nagasaki Pref. Inst. Fish., n° 5, 92 pp.
- KITAJIMA, C., ARAKAWA, T., OOWA, F., FUJITA, S., IMADA, O. WATANABE, T. et YONE, Y., 1980a. Dietary value for red sea bream yeast. Bull. Jap. Soc. sci. Fish., 46 (1) : 43 - 46.
- KITAJIMA, C., ARAKAWA, T., OOWA, F., FUJITA, S., IMADA, O., WATANABE, T. et YONE, Y., 1980b. Dietary value for red sea bream larvae of rotifer *Brachionus plicatilis* cultured with a new type yeast. Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish., 46 : 43 -46.
- KITAJIMA, C., YOSHIDA, M. et WATANABE, T., 1980c. Dietary value for aye, *Plecoglossus altivelis* of rotifer, *Brachionus plicatilis*, cultured with baker's yeast, *Saccharomyces cerevisiae*, supplemented with cuttlefish liver oil. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish., 46 (1) : 47 - 50.
- KITAJIMA, C., TSUKASHIMA, Y., FUJITA, S., WATANABE, T. et YONE, Y., 1981. Relationship between uninflated swimbladder and lordotic deformity in hatchery-reared red sea bream *Pagrus major*. Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish., 47(10) : 1289 - 1294.
- KIYONO, M. et HIRANO, R., 1981. Effect of light on the feeding and growth of black porgy, *Mylio macrocephalus* (Basilewsky), postlarvae and juveniles. In : The early life history of fish : Recent studies, Lasker, R., Sherman, K. (eds), pp. 334 - 336.
- KOVEN, W. et KISSIL, G.W m., 1984. Requirement for w3 polyunsaturated fatty acids in the gilthead sea bream, (*Sparus aurata*). Europ. Mar. Soc. special publ, 8 : 93 - 97.
- KOVEN, W. M., KISSIL, G. W et TANDLER, A., 1989. Lipid and (n - 3) requirement of *Sparus aurata* larvae during starvation and feeding. Aquaculture, 79 : 185 - 191.
- KRAUL, S., 1983. Results and hypotheses for the propagation of the grey mullet, *Mugil cephalus* L. Aquaculture, 30 : 273 - 284.

- KUO, C. M., NASH, C. E. et SHEHADED, Z. H., 1973. The effect of temperature and photoperiod on ovarian development. In : the grey mullet. Induced breeding and larval rearing research. Volume II. Oceanic Institute - Hawaii.
- LAGLER, K. F., BARDACH, J. E. et MILLER, R. E., 1962. Ichthyology. Wiley, J. & sons, New-York, 545 pp.
- LASSERRE, G., 1976. Dynamique des populations ichthyologiques lagunaires. Application à *Sparus aurata* L. Thèse doctorat d'état Université des Sciences et Techniques du Languedoc. Montpellier, 306 pp.
- LEGER, P., BENGTSON, D. A., SIMPSON, K. L. et SORGELOOS, P., 1986. The use and nutritional value of Artemia as food source. Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev., 24 : 521 - 623.
- LEGER, P., BENGTSON, D. A., SORGELOOS, P., SIMPSON, K. L. et BECK, A. D., 1987. In : Artemia Research and its Applications. Vol. 3. Ecology, Culturing, Use in Aquaculture. Sorgeloss, P., Bengtson, D. A., Declair, W. and Jaspers, E., (eds), pp 357 - 372, Universa Press, Wetteren, Belgium.
- LEMARIE, G., 1983. Notes sur l'élevage larvaire intensif en bac cylindroconiques 2 m cubiques. Rapport de stage, station Deva Sud, CNEXO, Palavas les flots, France, 21 pp.
- LE MILINAIRE, C., 1984. Etude du besoin en acides gras essentiels pour la larve de turbot (*Psetta maxima* L.) pendant la phase d'alimentation avec le rotifère *Brachionus plicatilis* (O.F MULLER). Thèse de doctorat de 3ème cycle. Univ. Bretagne Occidentale, 167 pp.
- LE MILINAIRE, C., GATESOUBE, F. J. et STEPHAN, G., 1982. Composition en acides gras du rotifère *Brachionus plicatilis* nourri avec différents aliments composés : influence sur la croissance et la teneur en acides gras essentiels de la larve de turbot (*Scophthalmus maximus*). In : Indices biochimiques en milieu marin. Journées du GABIM, Brest, 18-20 Nov. 1981. Actes colloques du CNEXO , 14 : 275 - 290.
- LE MILINAIRE ,C., GATESOUBE, F. J. et STEPHAN, G., 1983. Approche du besoin quantitatif en acides gras polyinsaturés de la série 3 chez la larve de Turbot (*Scophthalmus maximus*). Comptes - rendus de l'Académie des Sciences, Paris, Série III , 296 : 920.
- LINDROTH, P. et MOPPER, K., 1979. High performance liquid chromatographic determination of subpicomole amounts of amino acids by precolumn fluorescence derivatization with O-phthaldialdehyde. Anal. Chem., 51 : 1667 - 1674.
- LUMARE, F., 1978. Etat actuel des connaissances sur les espèces cultivables en Méditerranée. Consultation F.A.O. d'experts sur le développement de l'aquaculture en Méditerranée. Athènes 13 - 18 Mars 1978. 84 pp.

- MAC EWEN, R.S., 1940. The early development of the swimbladder and certain adjacent parts in *Hemichromis bimaculata*. J. Morph., 67(1) : 1 - 57.
- MACKIE, A. M., ADRON, J. W. et GRANT, P.T., 1980. Chemical nature of feeding stimulants for the juvenile dover sole, *Solea solea* (L). J. Fish. Biol. , 16 : 701 - 708.
- MAC-PHEE, G. K., HOWELL, W. H. et BECK, A. D., 1980. International study on Artemia VII. Nutritional value of five geographical strains of Artemia to winter flounder *Pseudopleuronectes americanus* larvae. In : The Brine Shrimp Artemia. Vol 3. Ecology, Culturing, Use in Aquaculture. Persoone, G., Sorgeloss, P., Roels, O. and Jaspers, E., (eds), pp 305 - 312, Universa Press, Wetteren, Belgium.
- MANTEIFEL, B. P., 1967. Study of the behaviour and reception of fishes in the Soviet Union. Vopr. ikhtiol., 7, N° 5 (446).
- MANTEIFEL, B. P., GIRSA, I. I., et PAVLOV, D. S., 1978. On rhythms of fish behaviour. In : Rhythmic Activity of Fishes, Thorpe, J. E. (ed.), pp. 215 - 224, A. Press.
- MARLIAVE, J. B., 1977. Effects of three artificial lighting regimes on survival of laboratory reared larvae of the sailfin sculpin. Prog. Fish. Cult., 39 : 117 - 118.
- MATSUIKE, K., SHIMAZU, Y. et NAKAMURA, Y., 1981. Relationship between turbidity of water and visual acuity of fish (1). La Mer, 19 : 159 - 164.
- MAZEAUD, M. M. et MAZEAUD, F., 1981. Adrenergic responses to stress in fish. Stress and Fish, Pickering, A. D. (ed.), Academic Press.
- METAILLER, R., FEBURE, A. et ALLIOT, E., 1973. Note préliminaire sur les acides aminés essentiels du loup ou bar, *Dicentrarchus labrax* Linné. Etude. Rév. C.G.P.M., 52 : 91 - 96.
- METAILLER, R., CADENA-ROA, M. et PERSON-LE RUYET, J., 1983. Attractive chemical substances for the weaning of dover sole (*Solea vulgaris*) : qualitative and quantitative approach. Journal of the world Mariculture Society. Volume 14 - 1983 - p 679 - 685.
- MINKOFF, G., 1987. The effect of secondarily enriched rotifers on growth and survival of marine fish larvae. Ph. D. thesis, University of Stirling, U.K., 162 pp.
- MIWA, T. K., MIKOLAJCZAK, K. J., EARLE, F. R. et WOLFF, I. A., 1960. Gas chromatographic characterization of fatty acids. Identification constants for mono and dicarboxylic methyl esters. Analytical chemistry, 32 (13) : 1739 - 1742.
- MOPPER, K. et LINDROTH, P., 1982. Diel and depth variations in dissolved free amino acids and ammonium in the Baltic Sea determined by shipboard HPLC analysis. Limnol. Oceanogr. 27 : 336 - 347.
- MULLER, K., 1978. Locomotor activity of fish and environmental oscillations. In : Rhythmic Activity of Fishes, Thorpe, J. E. (ed.), pp. 1 - 19, A. Press.

- MUNTZ, W. R. A., 1975. Behavioural studies of vision in a fish and possible relationships to the environment. In : Vision in fishes, New approaches in research, Ali, M. A. (ed.), pp. 705 - 717. Plenum Press, N. Y., London.
- MUNTZ, W. R. A., et CRONLY - DILLON, J. R., 1966. Colour discrimination in goldfish. *Anim. Behav.*, 14 : 351 - 355.
- NASH, C. E. et KUO, C. M., 1975. Hypotheses for problems impeding the mass propagation of grey mullet and other finfish. *Aquaculture*, 5 : 119 - 133.
- NASH, C. E., KUO, C. M. et MC CONNELL, C. M., 1974. The grey mullet : operational procedures for rearing. *Oceanic Ins., Waimanolo, Hawaii, Tech. Rep.*, 01 - 73 - 128, 23 - 28.
- NASH, C. E., KUO, C. M., MADDEN, W. D. et PAULSEN, C. L., 1977. Swimbladder inflation and survival of *Mugil cephalus* to 50 days. *Aquaculture*, 12 : 89 - 94.
- NASH, C. E. et SHEHADEH, Z. H., 1980. Review of breeding and propagation techniques for grey mullet, *Mugil cephalus* L. ICLARM studies and reviews 3, 87 pp. International Center for Living and Aquatic Resources Management, Manila, Philippines.
- NEAVE, D. A., 1984a. The development of retinomotor reactions in larval plaice (*Pleuronectes platessa*, L.) and turbot (*Scophthalmus maximus*, L.). *J. Exp. Mar. Biol.*, 76 : 167 - 175.
- NEAVE, D. A., 1984b. The development of acuity in larval plaice (*Pleuronectes platessa* L.) and turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *J. Exp. Biol. Ecol.*, 78 : 167 - 175.
- NOAILLAC - DEPEYRE, J. et GAS, N., 1973. Absorption of protein macromolecules by the enterocytes of the carp (*Cyprinus carpio*). *Z. Zellforsch.*, 146 : 525 - 541.
- NOAILLAC - DEPEYRE, J. et GAS, N., 1976. Electron microscopic study on gut epithelium of the tench (*Tinca tinca* L.). *Tissue and cell*, 8 : 511 - 530.
- NOAILLAC - DEPEYRE, J. et GAS, N., 1979. Structure and function of the intestinal epithelial cells in the perch (*Perca fluviatilis*). *Anat. Rec.*, 195 : 621 - 640.
- ODAI, M., IKEGAMI, T., ORTEGA, A., ALCAZAR, G., ARNAL, J. T., SANTAELLA, E., GUEVARA, E., SANDINO, S. et PENALVER, L., 1978. Experiencias sobre cultivos de larvas de *Palaemon serratus*, *Penaeus Keraturus*, *Sparus aurata*, realizadors en el laboratorio del mar memor del Instituto Espanol de Oceanografia. *Bul. Inst. Esp. Oceanogr.*, IV (1) : 34 - 54.

- OKUTANI, K. et KIMATA, M., 1964. Studies on chitinolytic enzyme in digestive tract of Japanese sea bass, *Lateolabrax japonicus*. *Ibid.*, 30:262-266 (en japonais).
- OKUTANI, K., KAWADA, I. et KIMATA, M., 1967. Studies on chitinolytic enzyme present in the digestive tracts of yellow tail. *ibid.*, 33 : 848 - 852 (en japonais).
- OWEN, J. M., ADRON, J. W., SARGENT, J. R. et COWEY, C. B., 1972. Studies on the nutrition of marine flatfish. The effect of dietary fatty acids on the tissue fatty-acids of the plaice *Pleuronectes platessa*. *Marine Biology*, 13 : 160 - 166.
- OWEN, J. M., ADRON, J. W., MIDDLETON, C. et COWEY, C. B., 1975. Elongation and desaturation of dietary fatty acids in turbot *Scophthalmus maximus* L. and rainbow trout *Salmo gairdneri* R. *Lipids*, 10 : 528 - 531.
- PAPERNA, I., 1978. Swimbladder and skeletal deformation in hatchery bred *Sparus aurata*. *J. Fish Biol.*, 12 : 109 - 114.
- PAPERNA, I., COLORNI, A., ROSS, B. et COLORNI, B., 1981. Diseases of marine fish cultured in the Eilat mariculture project based at the Gulf of Aqaba, Red Sea. In : Rosenthal, H. and Oren, O. H. (eds.), *Intensive Aquaculture Spec. Publ. Eur. Maricult. Soc.*, N°6 : 81 - 91.
- PEGUINE, C. L., 1984. The effect of photoperiod and prey density on the growth and survival of larval gilthead sea bream, *Sparus aurata* L. (perciformes, teleostéi). M. Sc. Thesis, Department of Oceanography, Hebrew University of Jerusalem, 93 pp.
- PERSON - LE RUYET, J., 1975. Techniques d'élevage en masse d'un rotifère (*Brachionus plicatilis* MULLER) et d'un crustacé branchiopode (*Artémia salina* L.). 10 th European Symposium on Marine Biology, Ostend, Belgium, Vol. 1 : 331 - 343.
- PERSON - LE RUYET, J. et VERILLAUD, P., 1980. Techniques d'élevage intensif de la daurade dorée *Sparus aurata* L. de la naissance à l'âge de deux mois. *Aquaculture*, 20 : 351 - 370.
- PETSALIS, G., en préparation. Maîtrise de la production intensive du rotifère *Brachionus plicatilis*, enrichi aux acides gras essentiels par la technique des émulsions. Influence sur les performances biologiques et zootechniques et la composition biochimique de larves du loup *Dicentrarchus labrax* L. Thèse Docteur Ingénieur. Institut National Agronomique, Paris-Grignon .
- POWERS, E. B., 1982. The relation of respiration of fishes to environment. *Ecol. Monogr.*, 2 : 385 - 473.

- RAMOS, J., 1978. Experiencias de cultivo de dorado *Sparus auratus* L. in tanques. Inf. Tec. Inst. Inv. Pesq. 55, 20 p.
- RANZI, S., 1933. Uova, larve e stadi giovanili dei teleostei. Sparidae, fauna e flora di golfo di Napoli. Monografia, 38 : 332 - 382.
- RENE, F., 1973. Rearing of gilthead *Sparus aurata*. In the early life history of fish. Proceeding of international symposium Oban 17 may 1973, Springer verlag ed. p 747.
- REZEQ, T. A et JAMES, C. M., 1987. Production and nutritional quality of the rotifer *Brachionus plicatilis* fed *Chlorella* sp. at different cell densities. Hydrobiologia, 147 : 257 - 261.
- RICHARDS, J. W. et PALKO, B. J., 1969. Methods used to rear the thread herring. *Opisthonema oglinum*, from fertilized eggs. Trans. Am. Fish. Soc., 98 : 527 - 529.
- RILEY, J. D. et THACKER, G. T., 1963. Marine fish culture in Britain III. Plaice (*Pleuronectes platessa* (L.)) rearing in closed circulation at Lowestoft, 1961. J. Cons. Perms. Int. Explor. Mer, 28 : 80 - 90.
- ROMANENKO, Y. V. et PROTASOV, V. R., 1963. The sounds of the beluga - Priroda, N°6,22 - 38.
- RONZANI - CERQUEIRA, V., 1986. L'élevage larvaire intensif du loup, *Dicentrarchus labrax*. Influence de la lumière, de la densité en proies et de la température sur l'alimentation, sur le transit digestif et sur les performances zootechniques. Thèse de doctorat, Université d'Aix - Marseille II, 191 pp.
- ROSENTHAL, H. et HEMPEL, G. 1969. Experimental studies in feeding and food requirements of herring larvae (*Clupea harengus* L.) In : Symp. Marine food chains, Univ. of Aarhus, Denmark 1968, 344 - 364 p., Steele, J. H. (ed). Oliver and Boyd., Edinburgh.
- ROSENTHAL, H. et HEMPEL, G., 1970. Experimental studies in feeding and food requirements of herring larvae (*Clupea harengus* L.), p. 344 - 364. In J. H. Steele (ed.) Marine food chains. Oliver and Boyd, Edinburgh.
- RUBIO RINCON, E. A., 1986. Evolution de la composition en acides gras de l'ovocyte à la larve de turbot (*Psetta maxima* L) en fonction du régime alimentaire des reproducteurs et des larves ainsi que de la température d'incubation. Thèse doctorat de 3ème cycle, Université de Bretagne Occidentale, 183 pp.
- SAN FELIU, J.M., MUNOZ, F., AMAT, F., RAMOS, J., PEFFA, J. et SANZ, A., 1976. Ponte contrôlée et élevage des larves d'espèces marines sélectionnées de la Méditerranée. Et. et Rev. C.G.P.M. 55, : 1 - 173.

- SBIKIN, Y. N., 1974. Age related changes in the role of vision in the feeding of various fishes. J. Ichthyol., 14 : 133 - 139.
- SCHWARZ, A., 1971. Swimbladder development and function in the haddock, *Melanogrammus aeglefinus* L. Biol. Bull., 141 : 176 - 188.
- SCOTT, A. P. et BAYNES, S. M., 1978. Effect of algal diet and temperature on the biochemical composition of the rotifer, *Brachionus plicatilis*. Aquaculture, 14 : 247 - 260.
- SCOTT, A. P. et MIDDLETON, C., 1979. Unicellular algae as food for turbot (*Scophthalmus maximus*) larvae. The importance of dietary long chain polyunsaturated fatty acids. Aquaculture, 18 : 227 - 240.
- SHELBOURNE, J. E., 1964. The artificial propagation of marine fish. Adv. Mar. Biol., 2 : 1 - 83.
- SHELBOURNE, J. E., 1968. The culture of marine fish larvae, with special reference to the plaice (*Pleuronectes platessa* L.) and the sole (*Solea solea* L.). Phd thesis, London University, 162 pp .
- SOKAL, R. R. et ROHLF, F. J., 1981. Biometry. W. H. Freeman and Company. San Francisco, 859 pp.
- SORGELOOS, P., 1983. Brine Shrimp Artemia in coastal salt works : inexpensive source of food for vertically integrated aquaculture. Aquacult. Mag., 9 : 25 - 27.
- SPECTOROVA, L. W. et DOROSHEV, S. I., 1976. Experiments in the artificial rearing of black sea turbot, *Scophthalmus maeticus maeticus*. Aquaculture, 9(3) : 275 - 286.
- STRANGE, R. J., 1980. Acclimation temperature influences cortisol and glucose concentrations in stressed channel catfish. Trans. Am. Fish. Soc., 109 : 298 - 303.
- SUQUET, M., 1986. Synthèse des données sur la gestion d'un stock de reproducteurs de poissons marins (loups, daurades, charax, turbots). Rapport MEREA, 59 pp.
- TAKASHIMA, F., ARAI, Y. et NOMURA, M., 1980. Abnormal development of the swimbladder in hatchery-reared red sea-bream, *Chrysophrys major*. J. Tokyo Univ. Fish., 67(1) : 67 - 73.
- TANAKA, M., 1971. Studies on the digestive system during postlarval. Jap. J. Ichthyol., 18 : 164 - 174.
- TANAKA, M., 1973. Studies on the structure and function of the digestive system of teleost larvae. M. Sc. Thesis, Department of Fisheries, Faculty of Agriculture, Kyoto University, 136 pp.

- TANAKA, M., KAWAI, S. et YAMAMOTO, T., 1972. On the development of the digestive system and changes in activities of digestive enzymes during larval and juvenile stage in Ayu. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish., 38 : 1143 - 1152 (en japonais).
- TANDLER, A. et HELPS, S., 1985. The effects of photoperiod and water exchange rate on growth and survival of gilthead sea bream (*Sparus aurata*, Linnaeus Sparidae) from hatching to metamorphosis in mass rearing systems. Aquaculture, 48 : 71 - 82.
- TANDLER, A. et MASON, C., 1983. Light and food density effects on the growth and survival of larval gilthead sea bream (*Sparus aurata*, Linnaeus, Sparidae). In world Maricult. Soc., Spec. Publ. Ser., 3 : 103 - 116.
- TANDLER, A. et MASON, C., 1984. The use of ¹⁴C labelled rotifers (*Brachionus plicatilis*) in the larvae of gilthead sea bream (*Sparus aurata*) : measurements of the effect of rotifer concentration, the lighting regime, and sea bream' s larval age on their rate of rotifer ingestion. European Maricult. Soc. Publ., 8 : 241 - 259.
- TANDLER, A. et SHERMAN, R., 1981. Food organism concentration, environmental temperature and survival of the gilthead bream (*Sparus aurata*) larvae. European Maricult. Soc., Spec. Publ., 6 : 237 - 248.
- THEBAULT, H., 1983. Etude du besoin en méthionine chez le Loup, *Dicentrarchus labrax*, en milieu contrôlé. Thèse de 3ème Cycle, Univ. d'Aix Marseille II, Marseille, 101 pp.
- UMAGAT, H., KUCERA, P. et WEN, L. F., 1982. Total amino acid analysis using pre-column fluorescence derivatization. J. Chromatogr. 239 : 463 - 474.
- VANHAECKE, P. et SORGELOSS, P., 1980. International Study on Artemia. IV. The biometrics of Artémia strains from different geographical origin. p. 393 - 405. In : The Brine shrimp Artémia. Vol 3. Ecology, Culturing, Use in Aquaculture. Persoone G., Sorgeloos, P., Roels, O. et Jaspers, E. (eds). Universa Press, Wetteren, Belgium. 428 pp.
- VERSICHELE, D., LEGER, P. LAVEN, P. et SORGELOOS, P., 1985. L'utilisation d'*Artemia* in : Aquaculture. Barnabé, G(ed), pp. 239 - 257. Lavoisier, Paris.
- VLES, R. O., 1971. Graisses alimentaires, acides gras essentiels et prostaglandines. Revue française des corps gras, 6 : 345 - 352.
- VILLANI, P., 1976. Allevamento larvale di orata *Sparus aurata* L. riprodotta in condizioni artificiali di laboratorio. Arch. Oceanogr. Limnol. 18 (3).

- VON LEDEBUR, J. T. et WUNDER, W., 1938. Beiträge zur Physiologie der Schwimmblase der Fische. IV. Beobachtungen und Stichlingen die ihre Schwimmblase nicht mit Gas fullen konnten. Z. Vergl. Physiol. Bd., 25(5) : 149 - 155.
- VU-TAN-TUE., 1976. Etude du développement du tube digestif des larves de Bar *Dicentrarchus labrax* (L). Arch. Zool. exper. gen., 117 : 493 - 509.
- WALFORD, J. et LAM, I. 1987. Effect of feeding with microcapsules on the content of essential fatty acids in live foods for the larvae of marine fishes. Aquaculture, 61 : 219 - 229.
- WATANABE, T., KITAJIMA, C., ARAKAWA, T., FUKUSHO, K., et FUJITA, S., 1978. Nutritional quality of rotifer, *Brachionus plicatilis* as a living feed from the viewpoint of essential fatty acids for fish, Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 44(10) : 1109 - 1114.
- WATANABE, T. C., KITAJIMA, C. et FUJITA, S., 1983. Nutritional values of live organisms used in Japan for mass propagation of fish : a review. Aquaculture 34 : 115 - 143.
- WATANABE, T., IZQUIRDO et CHO, C. Y., 1987. Essential fatty acid requirement of larval red sea bream, *Pagrus major*. Internat. Symp. on Feeding and Nutrition in Fish, Bergen, Norway, 23 - 27 August 1987 (en preparation).
- WEPPE, M. et JOASSARD, L., 1986. Preliminary study : Effects of light on swimbladder inflation on cultured sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae. European Aquaculture Society, Special publication N°9, p 379.
- WINDELL, J. T., NORRIS, D. O., KITCHELL, J. F. et NORRIS, J. S., 1969. Digestive response of rainbow trout, *Salmo gairdneri*, to pellet diets. J. Fish. Res. Board Can. 26 : 1801 - 1812.
- WITT, U., QUANTZ, G. et KUHLMAN, D., 1984. Survival and Growth of turbot larvae *Scophthalmus maximus* L. reared on different food organisms with special regard to long-chain polyunsaturated fatty acids. Aquaculture Engineering, 3 : 177 - 190.
- YAMASHITA, K., 1966. Fundamental studies for the culture of *Chrysophrys major*. IV. On disease of larval and young fish (2). Abnormal expansion of the swimbladder. Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish., 32(12) : 1006 - 1014.
- YAMAMOTO, T., 1966. An electron microscope study of the columnar epithelial cells on the intestine of fresh water teleosts : goldfish (*Carassius auratus*) and rainbow trout (*Salmo irideus*). Z. Zellforsch., 72 : 66 - 87.

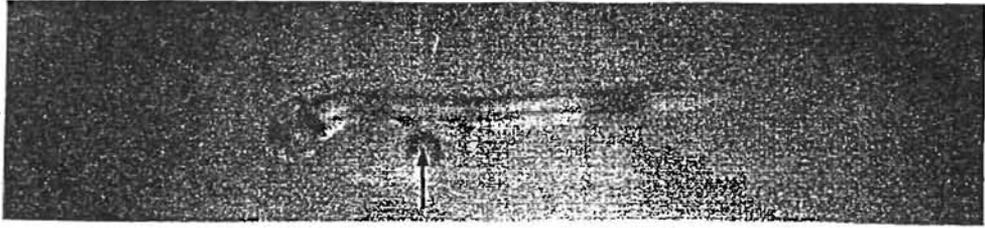
- YASUDA, K et TAGA, N., 1980. Culture of *Brachionus plicatilis* using bacteria as food. Bull. Jpn. Sc. Sci. Fish., 46(8) : 933-939.
- YONE, Y. et FUJII, M., 1975a. Studies on nutrition of red sea bream. XI. Effects of w3 fatty acid supplement in a corn oil diet on growth rate and feed efficiency. Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish., 41(1) : 73 - 77.
- YONE, Y. et FUJII, M., 1975b. Studies on nutrition of red seabream. XII. Effect of w3 fatty acid supplement in a corn oil diet on fatty acid composition of fish. Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish., 41(1) : 79 - 86.
- ZAR, J. H., 1984. Biostatistical Analysis - second Edition. Department of Biological Sciences. Northern Illinois University, 718 pp.

PLANCHE I

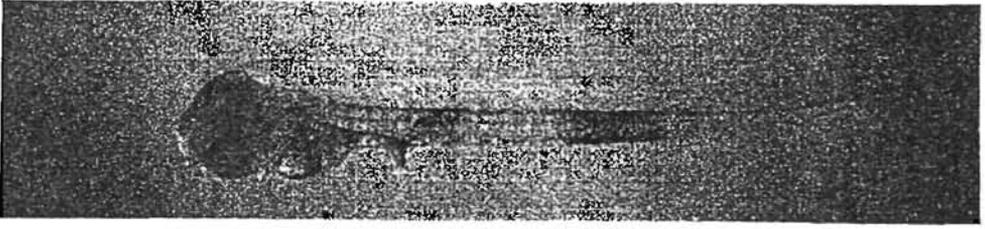
DEVELOPPEMENT LARVAIRE DE *SPARUS AURATUS* DE L'ECLOSION A
L'AGE DE 30 JOURS

- a - Larve à l'éclosion. Longueur = 3 mm. —→: Globule lipidique dans la vesicule vitelline.
- b - Larve de 4 jours. Longueur = 3.8 mm. Stade de l'ouverture de la bouche.
- c - Larve de 6 jours. Longueur = 4.1 mm. —→: Proies dans le tube digestif.
- d - Larve de 8 jours. Longueur = 4.4 mm. —→: Apparition de la vessie natatoire fonctionnelle.
- e - Larve de 15 jours. Longueur = 5.5 mm. —→: Apparition de la nageoire caudale.
- f - Larve de 17 jours. Longueur = 5.7 mm
- g - Larve de 23 jours. Longueur = 6.8 mm
- h - Larve de 30 jours. Longueur = 8.3 mm

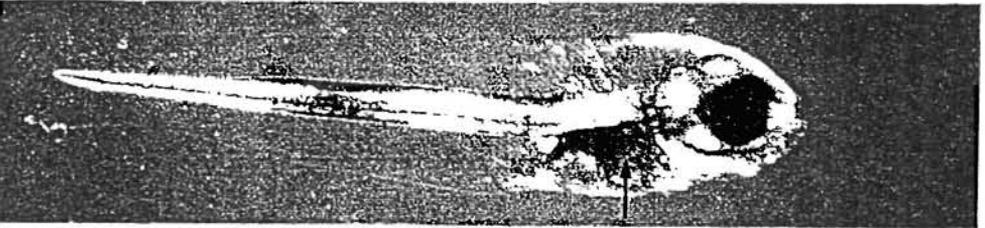
a



b



c



d



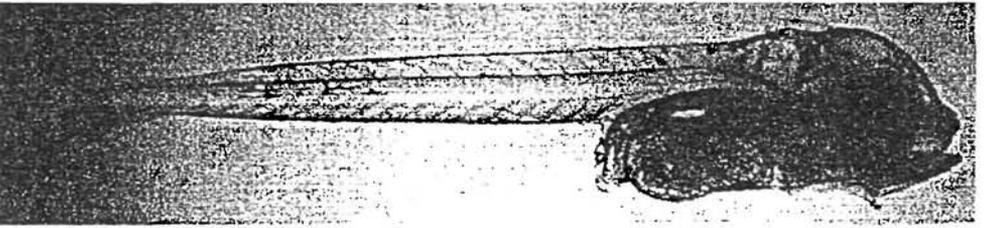
e



f



g



h

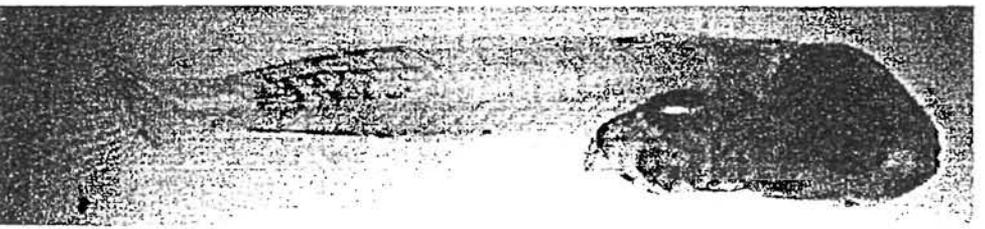


TABLE DES MATIERES

AVANT - PROPOS.....	3
SOMMAIRE.....	5
INTRODUCTION GENERALE.....	6
CHAPITRE I : MATERIEL ET METHODES.....	10
1. OBTENTION DES OEUFs ET DES LARVES.....	11
1.1 REPRODUCTEURS.....	11
1.2 MATURATION ET PONTE.....	11
1.3 INCUBATION.....	14
2. TECHNIQUE D'ELEVAGE.....	14
2.1 STRUCTURES.....	14
2.2 RECYCLAGE DE L'EAU.....	17
2.3 CARACTERISTIQUES DU MILIEU D'ELEVAGE.....	18
2.4 CARACTERISTIQUES DE LA NOURRITURE.....	19
2.4.1 Choix et distribution des proies.....	19
2.4.2 Culture des proies.....	20
3. CONTROLE DE LA QUALITE DE L'ENVIRONNEMENT.....	23
4. CONTROLE DE LA QUALITE DES LARVES.....	23
4.1 SURVIE.....	23
4.2 CROISSANCE.....	26
4.3 VESSIE NATATOIRE.....	27
CHAPITRE II : ENTREE DANS LA VIE TROPHIQUE.....	28
1. INTRODUCTION.....	29
2. ESSAI 1 : INFLUENCE DE L'ECLAIREMENT (PHOTOPERIODE ET INTENSITE) SUR L'ACTIVITE DE CHASSE DES LARVES PENDANT LES PREMIERS JOURS DE L'ELEVAGE.....	31

3. ESSAI 2 : INFLUENCE DE LA TAILLE DES PROIES ET DE LA TURBULENCE DU MILIEU (EFFET DU BULLAGE) SUR L'ACTIVITE DE CHASSE DES LARVES PENDANT LES PREMIERS JOURS DE L'ELEVAGE.....	34
4. CONCLUSION.....	38
CHAPITRE III : QUALITE DES LARVES - AMELIORATION DU TAUX D'INFLATION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE DE <i>SPARUS AURATUS</i> ELEVEE EN CONDITIONS INTENSIVES.....	39
1. INTRODUCTION.....	40
2. MATERIEL ET METHODES.....	40
3. RESULTATS.....	44
3.1 INFLATION DE LA VESSIE NATATOIRE.....	44
3.2 CROISSANCE.....	46
4. DISCUSSION.....	47
5. CONCLUSION.....	49
CHAPITRE IV : QUALITE DE L'ENVIRONNEMENT - ETUDE DE L'INFLUENCE DE L'ECLAIREMENT, DE LA PHOTOPERIODE ET DU CONTRASTE PROIE/MILIEU.....	50
1. INFLUENCE DE L'ECLAIREMENT SUR LA CROISSANCE, LA SURVIE, L'INFLATION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE ET LA PREMIERE PRISE DE NOURRITURE DES LARVES DE <i>SPARUS AURATUS</i>	51
1.1 INTRODUCTION.....	51
1.2 CONDITIONS EXPERIMENTALES.....	51
1.3 RESULTATS.....	53
1.3.1 Croissance.....	53
1.3.2 Survie.....	55
1.3.3 Inflation primaire de la vessie natatoire.....	56
1.3.4 Expérience complémentaire.....	56
1.3.4.1 Croissance.....	57
1.3.4.2 Survie.....	59
1.3.4.3 Inflation primaire de la vessie natatoire.....	60
1.3.4.4 Première prise de nourriture.....	60

1.4 DISCUSSION ET CONCLUSION	65
2. INFLUENCE DE LA PHOTOPERIODE SUR LA CROISSANCE, LA SURVIE, L'INFLATION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE ET LE RYTHME ALIMENTAIRE DES LARVES DE <i>SPARUS AURATUS</i>	69
2.1 INTRODUCTION.....	69
2.2 CONDITIONS EXPERIMENTALES.....	69
2.3 RESULTATS.....	71
2.3.1 Croissance.....	71
2.3.2 Survie.....	73
2.3.3 Inflation primaire de la vessie natatoire.....	74
2.3.4 Rythme alimentaire.....	75
2.4 DISCUSSION ET CONCLUSION.....	79
3. INFLUENCE DE LA COULEUR DES BASSINS SUR LA CROISSANCE, LA SURVIE ET L'INFLA- TION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE DES LARVES DE <i>SPARUS AURATUS</i>	83
3.1 INTRODUCTION.....	83
3.2 CONDITIONS EXPERIMENTALES.....	83
3.3 RESULTATS : COULEUR DES PAROIS.....	85
3.3.1 Croissance	85
3.3.2 Survie.....	87
3.3.3 Inflation primaire de la vessie natatoire.....	88
3.4 RESULTATS : COULEUR DU FOND.....	89
3.4.1 Croissance.....	89
3.4.2 Survie.....	90
3.4.3 Inflation primaire de la vessie natatoire.....	90
3.5 DISCUSSION ET CONCLUSION.....	91

CHAPITRE V : QUALITE NUTRITIVE DES PROIES ET SEQUENCE
ALIMENTAIRE..... 95

1. INFLUENCE DE LA SEQUENCE ALIMENTAIRE ET DE L'ENRICHISSEMENT PROTEIQUE DES ROTIFERES SUR LA CROISSANCE ET L'INFLATION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE DES LARVES DE <i>SPARUS AURATUS</i>	96
1.1 INTRODUCTION.....	96

1.2	CONDITIONS EXPERIMENTALES.....	97
1.3	RESULTATS.....	98
1.3.1	Croissance.....	98
1.3.2	Inflation primaire de la vessie natatoire.....	103
1.3.3	Pathologie.....	104
1.4	DISCUSSION ET CONCLUSION.....	106
2.	INFLUENCE DE L'ENRICHISSEMENT PROTEIQUE ET LIPIDIQUE DES ROTIFERES SUR LA CROISSANCE, LA SURVIE ET L'INFLATION PRIMAIRE DE LA VESSIE NATATOIRE DES LARVES DE <i>SPARUS AURATUS</i>	111
2.1	INTRODUCTION.....	111
2.2	CONDITIONS EXPERIMENTALES.....	112
2.2.1	Preparation des échantillons.....	113
2.2.2	Analyse des protéines et des aal.....	113
2.2.3	Analyse des lipides totaux et des acides gras.....	114
2.3	RESULTATS.....	115
2.3.1	Expérience 1.....	115
2.3.1.1	Croissance.....	115
2.3.1.2	Survie.....	118
2.3.1.3	Inflation primaire de la vessie natatoire.....	119
2.3.2	Expérience 2.....	120
2.3.2.1	Croissance.....	120
2.3.2.2	Survie.....	121
2.3.2.3	Inflation primaire de la vessie natatoire.....	122
2.3.2.4	Composition protéique des rotifères.....	122
2.3.2.5	Composition lipidique des rotifères.....	124
2.4	DISCUSSION ET CONCLUSION.....	127

CHAPITRE VI : LE "SYNDROME DE PAROI" CHEZ LES LARVES DE *SPARUS AURATUS*..... 131

1.	INTRODUCTION.....	132
2.	APPARITION DU SYNDROME DE PAROI.....	132
2.1	CONDITIONS DE L'EXPERIENCE 1.....	132
2.2	RESULTATS.....	133

2.3 CONDITIONS DE L'EXPERIENCE 2.....	134
2.4 RESULTATS.....	134
2.5 DISCUSSION ET CONCLUSION.....	136
3. EVOLUTION DU SYNDROME DE PAROI AU COURS DE L'ELEVAGE.....	136
3.1 CONDITIONS EXPERIMENTALES.....	136
3.2 RESULTATS ET DISCUSSION.....	137
4. DISCUSSION ET CONCLUSION GENERALES.....	141
CONCLUSION GENERALE.....	143
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	147
TABLE DES MATIERES	171
ANNEXES.....	176
RESUME.....	180

ANNEXES

ANNEXE 1 : COMPOSITION BIOCHIMIQUE GLOBALE DES ROTIFERES ET DES ENRICHISSEMENTS (cf. § V.1). tx : x heures de jeûne.

Lots	Humidité (%)	Lipides (%) /tissu frais	Insaponifiable (%) /Lipides	Acides gras (%) Lipides
Rotifères NE	92.5	0.64	14.68	77.50
Rotifères EP	93	0.57	18.53	70.80
Rotifères EL _{t0}	90.5	1.36	6.84	80.47
Rotifères EL _{t6}	93.4	0.96	9.87	84.88
Rotifères EL _{t12}	93.6	0.85	10.26	81.52
Rotifères EL _{t24}	93.6	0.68	17.69	74.78
Rotifères EL _{t48}	93.7	0.58	18.91	79.92
Rotifères NEg	95.7	0.55	13.27	72.77
Rotifères EO _{6g}	95	0.62	9.33	78.41
Poudre protéique P	12.7	4.26	12.70	40.16
Poudre EO ₆	10.0	13.8	2.58	84.12
Emulsion lipidique L	40.8	51.50	0.73	91.32

ANNEXE 2 : POURCENTAGES RELATIFS DES ACIDES GRAS DES ROTIFERES
ET DES ENRICHISSEMENTS (CF. § V.1). tx : x heures de
jeûne ; - : absent ; tr : traces.

	ROTIFERES NE	ROTIFERES EP	ROTIFERES EL _{t0}	ROTIFERES EL _{t6}	ROTIFERES EL _{t12}	ROTIFERES EL _{t24}	ROTIFERES EL _{t48}	ROTIFERES NE _g	ROTIFERES EO _{6g}	POUDRE PROTEIQUE, P	POUDRE EO ₆	EMULSION LIPIDIQUE, L
Famille des Saturés												
C14 : 0	1.83	1.79	3.62	3.24	3.00	2.87	2.47	1.96	2.35	2.13	4.59	4.65
C15 : 0	0.54	0.54	0.39	0.41	0.43	0.45	0.49	0.52	0.50	0.42	0.30	0.27
C16 : 0	9.74	10.65	12.02	11.40	11.17	10.85	9.92	14.52	14.08	24.91	11.65	12.22
C17 : 0	tr	tr	tr	tr	tr	tr	tr	tr	tr	0.61	tr	0.21
C18 : 0	3.68	3.82	3.82	3.28	3.31	3.36	3.62	2.84	2.74	7.50	2.09	4.12
Famille des w7												
C16 : 1	13.52	12.74	10.00	9.84	9.47	8.94	8.07	3.16	4.37	3.82	9.84	9.70
C18 : 1	2.69	3.14	3.88	3.54	3.49	3.37	3.63	2.15	2.72	4.24	3.99	3.82
C20 : 1	0.50	0.44	0.28	0.51	0.52	0.53	0.52	0.36	0.36	0.28	0.40	0.37
Famille des w9												
C18 : 1	18.48	18.11	20.72	21.79	21.84	21.30	18.30	4.62	7.37	22.48	19.39	18.23
C20 : 1	5.30	5.21	9.25	8.71	8.67	8.27	8.10	2.72	4.67	7.24	11.22	10.80
C22 : 1	1.24	1.25	1.29	1.46	1.55	1.47	1.53	0.82	0.90	0.66	0.71	0.76
C24 : 1	0.92	0.94	0.60	0.61	0.58	0.58	0.79	0.43	0.33	2.45	0.60	0.29
Famille des w6												
C18 : 2	8.90	8.90	3.65	4.24	4.37	4.74	5.36	10.20	9.13	5.13	2.36	1.87
C18 : 3	0.27	0.21	0.06	0.09	tr	tr	tr	0.80	0.70	-	0.05	tr
C20 : 2	0.41	0.39	0.23	0.17	0.18	tr	tr	0.83	0.73	0.08	0.19	0.21
C20 : 3	0.52	0.51	0.17	0.21	0.24	0.27	0.35	0.98	0.82	-	tr	tr
C20 : 4	1.27	1.32	0.77	0.88	0.94	1.09	1.31	3.14	2.70	0.92	0.47	0.44
Famille des w3												
C18 : 3	5.20	4.82	1.57	1.73	1.75	1.86	1.92	9.39	7.76	0.48	0.89	0.87
C18 : 4	1.20	1.10	1.20	1.05	0.93	0.75	0.50	3.72	3.36	0.15	2.11	2.11
C20 : 3	0.34	0.32	0.12	0.15	0.16	0.15	0.17	0.93	0.74	-	tr	tr
C20 : 4	5.27	5.13	1.84	2.25	2.42	2.78	3.23	7.90	6.61	0.16	0.67	0.65
C20 : 5	2.86	2.98	6.43	6.39	6.33	6.14	5.76	9.37	9.06	2.45	8.13	8.09
C22 : 5	1.90	1.89	2.64	3.01	3.28	4.14	5.13	2.75	2.74	0.44	1.90	1.93
C22 : 6	-	0.69	5.82	5.38	5.16	4.65	3.76	1.43	2.71	5.95	8.87	8.61
C22 1w 11	0.16	0.31	4.04	2.81	2.73	2.41	2.25	0.20	0.98	3.91	6.55	6.60
iso C15	1.75	1.62	1.05	1.11	1.14	1.28	1.35	1.04	0.99	-	-	-
Pics non identifiés												
. LEC : 16,99	1.13	1.13	0.72	0.76	0.77	0.84	1.55	1.59	1.37	0.81	0.57	0.21
Famille des C18												
. LEC : 18,13	2.48	2.48	-	-	-	-	2.00	1.13	0.92	-	-	-
. LEC : 18,41	0.31	0.30	0.33	0.36	0.37	0.39	0.53	tr	0.10	0.27	0.34	0.35
. LEC : 18,58	0.50	0.50	0.17	0.24	0.26	0.34	0.50	0.07	tr	-	-	-
. LEC : 17,65	2.14	2.14	0.69	0.82	1.05	1.64	2.38	4.55	3.54	-	-	-
. LEC : 23,69	0.53	0.49	tr	tr	0.26	0.41	0.59	0.10	tr	-	-	-

RESUME

Au cours de cette étude, nous avons précisé plusieurs aspects de la biologie et de la physiologie de la larve de *Sparus auratus* qui nous permettent de proposer un certain nombre de conditions d'élevage pour la production en système intensif de post-larves âgées de 30 jours. Le modèle est établi pour des bassins cylindroconiques de 500 litres et des densités initiales de 100 larves par litre. L'élevage est réalisé dans une eau thermorégulée à 20° C, d'une salinité de 35 ‰ et recyclée sur filtre biologique.

Nous avons mis en évidence que :

- Un renouvellement d'eau et d'air arrivant par le fond, respectivement de 20 % et 50 ml. mn⁻¹, associé à un éclairage continu de 600 lux permet d'optimiser l'activité de prédation au cours de l'entrée dans la vie trophique.
- L'activité de chasse est perturbée en dessous de 100-150 lux.
- Le rythme alimentaire, imposé par l'alternance lumière - obscurité, disparaît sous éclairage continu.
- La prise de nourriture est ralentie chez des larves de 4 à 5 mm (15 jours) si la concentration de proies dans le milieu est inférieure à 5 rotifères par millilitre. Ce seuil n'existe pas chez les larves de 6 à 7 mm de longueur (22 jours).
- La couleur noire des bassins facilite le repérage des proies et double les taux de survie, le fond pouvant être indifféremment blanc ou noir.
- Le rotifère *Brachionus plicatilis*, d'une taille comprise entre 100 et 200 µm, constitue une proie initiale adéquate.
- La composition en acides aminés libres de la proie joue un rôle prépondérant dans la croissance de la larve et celle en acides gras essentiels est importante pour la croissance et la survie. Pour ce dernier paramètre, le taux d'acide docosahexaénoïque (C22 : 6 n -3) serait déterminant.
- L'apport de ces composés peut s'obtenir par simple enrichissement du rotifère en lipides et protéines. De plus, la qualité nutritive de celui-ci est altérée par le jeûne.
- Lorsque le rotifère n'a été enrichi qu'en protéines, sa substitution par *Artémia salina* ne peut s'effectuer que chez des larves atteignant 7 à 8 mm (30 jours).

- Le développement de la vessie natatoire de la larve nécessite une prise d'air en surface qui est facilitée par l'élimination en continu, grâce à une rampe à air combinée à un piège flottant, du film gras superficiel se développant à partir des apports de nourriture.
- L'apparition systématique, chez les larves de 4 mm (5 jours), du "syndrome de paroi" n'altère pas l'activité de prédation, n'est pas liée à la présence de proies dans le milieu et n'apparaît jamais à l'obscurité totale ou sous 40 lux mais immédiatement sous 150 ou 600 lux.

L'ensemble de ces conditions permet d'obtenir, pour les 30 premiers jours d'élevage, une croissance d'environ 0,2 mm par jour et un taux de survie moyen de 20 %.

ABSTRACT

DETERMINATION OF LARVAL MASS REARING STANDARDS IN THE SEA BREAM *SPARUS AURATUS*

This study develops some aspects of the biology and the physiology of the *Sparus auratus* larva, which lead to definition of rearing standards for the mass products of 30 days old post larvae. The model is established for 500 l cylindroconical tanks and initial densities of 100 larvae per liter. Rearing is achieved in water at 20°C and 35‰ salinity and recycled through a biological filter.

The main findings of this study are :

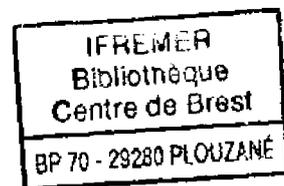
- The renewal of water and air through the bottom of the tank at rates of respectively 20 % and 50 ml.mn⁻¹ associated with a 600 lux continuous lighting, permits to optimize the predatory activity at the beginning of the trophic life.
- The hunting activity is disturbed below 100 to 150 lux.
- The feeding rhythm, which is set by the alternation of darkness and light, disappears under continuous lighting.
- When the prey concentration in the tank is below 5 rotifers . ml⁻¹, the food ingestion for 4-5 mm larvae (15 days) is slowed down. This threshold does not exist for 6-7 mm larvae (22 days).
- Tanks with black walls facilitate prey location and double the survival rate independently of the bottom colour (black or white).
- The rotifer, *Brachionus plicatilis*, at sizes comprised between 100 and 200 µm represents an adequate initial prey.
- The free amino acids content plays a prominent role in the larvae growth ; the essential fatty acids content is important for growth and survival. For this latter parameter, the amount of docosahexaenoic acid (C22:6n-3) could be determining.
- The supply of these compounds can be provided by the enrichment of the rotifer in lipids and proteins. However their content progressively decreases during rotifer starvation.
- When the rotifer is enriched with protein alone, its substitution by *Artemia salina* is only possible in 7-8 mm larvae (30 days).

- The development of the larvae swim bladder requires air gulping at the surface. It can be facilitated by continuous elimination of the superficial oily film through a blower combined with a floating trap.

- The "wall syndrome", which is systematically observed in 4 mm larvae (5 days) does not alter the predatory activity. It is not related to the presence of preys. This syndrome, which occurs immediatly at 150 or 600 lux, never appears under complete darkness or at 40 lux lighting.

All these standards allow, for the first 30 days of rearing, a growth rate of approximatly 0.2 mm per day and a mean survival rate of 20 %.

KEY WORDS : Fish-larval mass rearing - *Sparus auratus* - Swim bladder primary inflation -
Light - Feeding - Nutrition - Wall syndrome.



خلاصة

لقد أجرينا من خلال هذه الدراسة عدة تجارب تمثلت في تربية يرقات سمك الورقة *Sparus auratus* بأحواض ذات شكل أسطواني مخروطي وحجم 500 لترا وذلك من تفقيس البيض الى حد 30 يوما وبكثافة بلغت 100 يرقة في اللتر الواحد . الملوحة كانت 35٪ والحرارة 20 درجة وتمت رسكلة المياه على مصفات بيولوجية . الهدف من هذه الدراسة هو جدولة مواصفات وثيقة للالتان والتربية .

العوامل التي تجعل اليرقات تتغذى بطريقة فضلى هي :

إضاءة متواصلة وقوية (600 لكس) ، تبادل المياه و خلطها يكون ضعيفا نسبيا (20٪ تغيير الماء و 50 مل في الدقيقة من الهواء) مع دخول الماء والنهوءة من أسفل الحوض وتغذية متكونة في البداية من كائنات (الروتيفير) (*Brachionus plicatilis*) في حجم يتراوح من 100 الى 200 ميكرومترا .

ولقد أظهرنا أن عملية اصطياح اليرقات لغريستها تتأثر سلبيا اذا كانت الإضاءة ضعيفة (100 الى 150 لكس) . بيد وأن نسق تغذية اليرقات مرتبط بتسلسل الإضاءة والظلام و لكنه مع ذلك مرتبط بكثافة الغريسة .

بهذه الكيفية من الإضاءة، اللون الاسود لحواشي الحوض يسهل على اليرقة استدلال الغريسة مما يضاعف نسبة العيش .

كما يجدر بالذكر أهمية كثافة الحواض الامنية الحرة في "الروتيفير" ودورها في النمو وأهمية كثافة الحواض الدهنية ودورها في النمو وفي نسبة العيش التي هي مرتبطة بكثافة حامض خاص من سلالته $n - 3 : (n - 3) : 6 : 22 . c$

يجب تنظيف الاحواض يوميا بازالة فواضل الروتيفير الغير المستهلكة لأنها ببقائها طويلا في الماء دون تغذية تفقد خاصيتها الغذائية = 20 الى 30٪ من الدهون تضمحل بعد 24 ساعة و كلية الزلايات بعد 12 ساعة . استعمال نوع آخر من التغذية مثل الارتيميا *Artemia salina* لا يمكن الا عند بلوغ اليرقة طول 7 الى 8 مم (30 يوما) . ولكن هذا الاستنتاج لا يخص الا اليرقات المغذية بالروتيفير المدعمة بالزلايات فقط .

كل هذه المواصفات أمكن استنتاجها من خلال تربية يرقات وقعدت تنمية جودتها بتقوية هامة في نسبة المثانة الغازية الشاغلة (80 الى 100٪) . ازالة الغشاء الدهني السطحي باستعمال فوخ عائم، يسهل لليرقة استنشاق الهواء اللازم على مستوى سطح الماء لبداية انتفاخ المثانة .

لقد لوحظ أن التساق اليرقة بحواشي الحوض لا يظهر الا عند ابتداء التغذية وبدرجة اضاءة تتراوح بين 40 و 150 لكس . هذا السلوك المتميز لم يلاحظ في اضاءة أقل من 10 لكس أو في الظلام .

كل هذه المواصفات تسمح بالتحصل على نسبة نمو معدل 2،0 مم في اليوم وعلى نسبة غيرتواني 20٪ اثر 30 يوما .