



HAL
open science

Elevage expérimental de la perche *Perca fluviatilis* L. : développement larvaire et croissance

Raphaël Sourou Vlavonou

► **To cite this version:**

Raphaël Sourou Vlavonou. Elevage expérimental de la perche *Perca fluviatilis* L. : développement larvaire et croissance. Biologie animale. Université Paul Verlaine - Metz, 1996. Français. NNT : 1996METZ056S . tel-01777177

HAL Id: tel-01777177

<https://hal.univ-lorraine.fr/tel-01777177>

Submitted on 24 Apr 2018

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



AVERTISSEMENT

Ce document est le fruit d'un long travail approuvé par le jury de soutenance et mis à disposition de l'ensemble de la communauté universitaire élargie.

Il est soumis à la propriété intellectuelle de l'auteur. Ceci implique une obligation de citation et de référencement lors de l'utilisation de ce document.

D'autre part, toute contrefaçon, plagiat, reproduction illicite encourt une poursuite pénale.

Contact : ddoc-theses-contact@univ-lorraine.fr

LIENS

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 122. 4

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 335.2- L 335.10

http://www.cfcopies.com/V2/leg/leg_droi.php

<http://www.culture.gouv.fr/culture/infos-pratiques/droits/protection.htm>

S/MZ
96156

UNIVERSITE DE METZ

C.R.E.U.M.

U.F.R. Sci.F.A.

Equipe de Démécologie

THESE

Présentée à l'Université de Metz en vue de l'obtention du grade de :

DOCTEUR DE L'UNIVERSITE DE METZ

Mention : Sciences de la Vie

par

Raphaël Sourou VLAVONOU

TA

Titre

**ELEVAGE EXPERIMENTAL DE LA PERCHE *PERCA FLUVIATILIS* L. :
DEVELOPPEMENT LARVAIRE ET CROISSANCE.**

Soutenu le 26 novembre 1996 devant la commission d'examen :

Président de jury : Jean-Claude PIHAN, Professeur à l'Université de Metz

Directeur de thèse : Jean-Claude MORETEAU, Professeur à l'Université de Metz

Rapporteurs : Pierre BERGOT, Directeur de Recherches, INRA Saint-Pée-
sur-Nivelle

Henri Le LOUARN, Chargé de Recherches, INRA Rennes

Examineurs : Patrick KESTEMONT, Chargé de cours aux Facultés
Universitaires Notre-Dame de la Paix à Namur (Belgique)
Gérard MASSON, Maître de Conférences à l'Université de
Metz

Denis TERVER, Maître de Conférences à l'Université Henri
Poincaré (Nancy I).

BIBLIOTHEQUE UNIVERSITAIRE DE METZ



022 161807 5

✓

VB121182

UNIVERSITE DE METZ

U.F.R. Sci.F.A.

C.R.E.U.M.

Equipe de Démécologie

THESE

Présentée à l'Université de Metz en vue de l'obtention du grade de :

DOCTEUR DE L'UNIVERSITE DE METZ

Mention : Sciences de la Vie

par

Raphaël Sourou VLAVONOU

Titre

BIBLIOTHEQUE UNIVERSITAIRE - METZ	
N° inv.	19961123
Cote	S/M ₃ 96/56
Loc	Magasin

**ELEVAGE EXPERIMENTAL DE LA PERCHE *PERCA FLUVIATILIS* L. :
DEVELOPPEMENT LARVAIRE ET CROISSANCE.**

Soutenue le 26 novembre 1996 devant la commission d'examen :

Président de jury : Jean-Claude PIHAN, Professeur à l'Université de Metz

Directeur de thèse : Jean-Claude MORETEAU, Professeur à l'Université de Metz

Rapporteurs : Pierre BERGOT, Directeur de Recherches, INRA Saint-Pée-sur-Nivelle

Henri Le LOUARN, Chargé de Recherches, INRA Rennes

Examineurs : Patrick KESTEMONT, Chargé de cours aux Facultés
Universitaires Notre-Dame de la Paix à Namur (Belgique)
Gérard MASSON, Maître de Conférences à l'Université de Metz

Denis TERVER, Maître de Conférences à l'Université Henri Poincaré (Nancy I).

**Pour Donan, Dossi, Mimie, Yèmi,
mes frères et soeurs, sans oublier
Gustave.**

AVANT-PROPOS

Au terme de ce travail, je désire exprimer ma profonde reconnaissance à Monsieur Jean-Claude PIHAN, Professeur à l'Université de Metz et directeur du Centre de Recherches Ecologiques, pour m'avoir accepté au CREUM, et sans qui, cette étude n'aurait vu le jour. Son soutien a été permanent tout le long des années écoulées. Ses précieux conseils et ses encouragements, ont permis de résoudre mes difficultés matérielles et scientifiques. Je le remercie très sincèrement. Il me fait un grand honneur d'être membre du jury.

Je tiens tout particulièrement à adresser mes plus vifs remerciements à Monsieur Jean-Claude MORETEAU, Professeur à l'Université de Metz et responsable de l'Equipe de Démécologie, pour avoir dirigé mon travail. Sa disponibilité et son éclairage scientifique ne m'ont jamais fait défaut. Je lui exprime toute ma reconnaissance.

J'exprime également toute ma gratitude à Monsieur Gérard MASSON, Maître de Conférences à l'Université de Metz, co-directeur de thèse, pour ses orientations et son soutien dans tous les domaines.

Mes remerciements s'adressent également à Messieurs Pierre BERGOT, Directeur de Recherches à l'INRA Saint-Pée Sur Nivelle et Henri Le LOUARN, Chargé de Recherches à l'INRA Rennes pour avoir accepté d'être les rapporteurs et de participer à mon jury de thèse.

Que Monsieur Denis TERVER, Maître de Conférences à l'Université Henri Poincaré (Nancy I), trouve ici l'expression de ma profonde gratitude pour avoir autorisé mon stage de DEA dans son laboratoire, et accepté de participer à mon jury de thèse.

J'exprime ma profonde gratitude à Monsieur Patrick KESTEMONT, dont les précieux conseils m'ont orienté lors de la rédaction de cette thèse. Je lui adresse très sincèrement mes vifs remerciements pour avoir accepté l'invitation au jury d'examen.

J'adresse mes sincères remerciements à Nathalie DUBOST, Anne FLESCHE, Laure GIAMBERINI, François GUERROLD, Jacques MERSCH, Philippe ROUSSELLE, Michel

SCHMITT et Phillipe USSEGLIO-POLATERA, pour leur aide lors de la rédaction de la thèse.

Mes remerciements vont tout particulièrement à Madame M. OLLIVIER, documentaliste au CREUM pour son aide dans la recherche bibliographique.

Je ne saurais oublier de remercier Madame Marie-Noëlle BEAUVAIS pour sa précieuse contribution en histologie, Mesdames Daniele BEAUFILS, Nathalie KLEINEN, Marie-Claire MICHEL, Messieurs Alain FISTER, Etienne MORHAIN et Jean-François POINSAINT, pour leur entière disponibilité, ainsi que l'ensemble des techniciens du Centre pour leur aide qu'ils n'ont jamais ménagée.

Je remercie chaleureusement tous les étudiants du CREUM dont les diverses aides témoignent de notre grande amitié : N. CZEMBOR, C. FAVREL, A. FENNICHE, S. THOMAS, V. BACHMAN, J.N. BEISEL, B. CLAVERI, F. HAYER, R. MARZOU, F. PIHAN et S. PROMEYRAT.

Enfin, j'exprime ma gratitude à tous ceux que j'ai dû involontairement oubliés ainsi qu'aux membres de ma famille et mes proches amis qui m'ont soutenu tout au long de ce travail.

Mes remerciements vont également au Conseil Régional de la Lorraine qui a partiellement financé cette étude.

SOMMAIRE

INTRODUCTION GENERALE.	1
CHAPITRE I : MATERIEL ET METHODE GENERALE.	5
1. PERCHES.....	5
2. STRUCTURES D'ELEVAGE.....	5
3. ALIMENTS.....	8
3.1. Proies vivantes.....	9
3.2. Proies naturelles congelées.....	10
3.3. Aliments artificiels.....	10
4. PARAMETRES PHYSICO-CHIMIQUES.....	12
5. ACQUISITION ET TRAITEMENT STATISTIQUE DES DONNEES.....	13
5.1. Calcul d'indices.....	13
5.2. Modélisation.....	15
5.2.1. Relation longueur - masse.....	15
5.2.2. Croissance en longueur et en masse.....	15
5.2.3. Vitesse de croissance.....	16
5.2.4. Taux de survie.....	17
5.3. Traitement statistique.....	17
CHAPITRE II. ETUDE ONTOGENIQUE DE LA PERIODE LARVAIRE.	18
1. INTRODUCTION.....	18
2. MATERIEL ET METHODE.....	21
3. RESULTATS.....	22
3.1. L'oeil.....	22
3.2. L'oreille interne.....	22
3.3. Les branchies.....	22
3.4. L'appareil digestif et ses annexes.....	24
3.5. Le squelette axial.....	25
3.6. Le système urinaire.....	25
4. DISCUSSION.....	26
5. CONCLUSION.....	27

CHAPITRE III : CROISSANCE LARVAIRE EN MILIEU D'ELEVAGE.....	29
1. INTRODUCTION.....	29
2. MATERIEL ET METHODE.....	31
2.1. <i>Obtention des larves de perche</i>	31
2.2. <i>Structures d'élevage</i>	31
2.3. <i>Aliments utilisés</i>	32
2.4. <i>Mode opératoire</i>	32
2.4.1. <i>Elevage en milieu non renouvelé. (Expérience I)</i>	33
2.4.1.1. <i>Utilisation d'aliment artificiel sec (expérience I, test I1)</i>	33
2.4.1.2. <i>Utilisation d'Artemia (expérience I, test I2)</i>	34
2.4.1.3. <i>Elevage en milieu contenant de l'eau de mer (expérience I, test I3)</i>	34
2.4.2. <i>Elevage en circuit ouvert. (Expérience II)</i>	35
2.4.2.1. <i>Effets de la date exacte d'éclosion sur l'acceptation quotidienne des Artemia (Expérience II, test II1)</i>	35
2.4.2.2. <i>Effet de jeûne préalable sur la survie et la croissance des larves. (Expérience II, test II2)</i>	36
2.4.2.3. <i>Croissance des perches entre 14 et 28 jours (expérience II, test III3)</i>	37
3. RESULTATS.....	38
3.1. <i>Obtention des larves</i>	38
3.2. <i>Elevage larvaire en milieu non renouvelé (expérience I)</i>	38
3.2.1. <i>Utilisation d'aliment artificiel (test I1)</i>	38
3.2.2. <i>Utilisation de nauplii d'Artemia. (test I2)</i>	40
3.2.3. <i>Elevage en milieu contenant de l'eau de mer (test I3)</i>	43
3.3. <i>Elevage en circuit ouvert. (expérience II)</i>	45
3.3.1. <i>Effets de la date d'éclosion sur l'acceptation des nauplii d'Artemia : (test II1)</i>	45
3.3.1.1. <i>Acceptation quotidienne des nauplii d'Artemia</i>	45
3.3.1.2. <i>Croissance des différentes catégories de larves Lp, Ln, Lr et Lens</i>	46
3.3.1.3. <i>Survie des différents groupes de larves Lp, Ln, Lr et Lens</i>	47
3.3.2. <i>Effets de jeûne préalable sur la croissance des larves : (test II2)</i>	48
3.3.3. <i>Croissance des alevins de perche âgés de 14 j nourris avec Artemia : (test II3)</i>	50
4. DISCUSSION.....	52
4.1. <i>Obtention des larves</i>	52
4.2. <i>Elevage larvaire avec un aliment artificiel en milieu non renouvelé</i>	53

4.3. Proies vivantes.....	54
4.3.1. Effets de la date d'éclosion.....	56
4.3.2. Effets de jeûne.....	57
5. CONCLUSION.....	58
CHAPITRE IV : SEVRAGE DES PERCHES.....	59
1. INTRODUCTION.....	59
2. MATERIEL ET METHODE.....	61
2.1. Aliments.....	61
2.2. Sevrage de larves et d'alevins en milieu non renouvelé (expérience I).....	62
2.2.1. Sevrage de larves 2 avec l'aliment L (groupe 1 : test I1).....	62
2.2.2. Sevrage de larves avec un aliment de transition (groupes 2 à 4 : test I2).....	62
2.2.3. Sevrage d'alevins avec un aliment de transition (groupes 5 à 7 : test I3).....	64
2.3. Sevrage direct d'alevins en milieu renouvelé (expérience II).....	64
2.3.1. Sevrage d'alevins produits extensivement (groupes 8 et 9 : test II1).....	64
2.3.2. Sevrage d'alevins 1 produits en laboratoire (groupes 10-12 : test II2).....	65
2.3.3. Sevrage d'alevins 2 produits en laboratoire (groupe 13 : test II3).....	65
2.4. Sevrage direct en milieu renouvelé de juvéniles et d'adultes produits extensivement (expérience III).....	66
2.4.1. Mode opératoire.....	66
2.4.2. Faisabilité du sevrage de juvéniles (groupe 14 : test III1).....	67
2.4.3. Effets de la température sur le sevrage des juvéniles (groupes 15 à 17 : test III2).....	67
2.4.4. Faisabilité du sevrage des perches adultes (groupe 18 : test III3).....	68
3. RESULTATS.....	69
3.1. Sevrage des larves et alevins avec ou sans un aliment de transition (expérience I).....	69
3.1.1. Sevrage des larves.....	69
3.1.1.1. Utilisation de l'aliment L (groupe 1, test I1).....	69
3.1.1.2. Larves sevrées avec un aliment de transition (test I2).....	69
3.1.1.3. - Comparaison des performances de sevrage des larves.....	71
3.1.2. Sevrage d'alevins avec un aliment de transition (test I3).....	71
3.1.2.1. Alevins nourris avec <i>Artemia</i> (groupe témoin).....	71
3.1.2.2. Sevrage avec l'aliment N après une transition avec les daphnies congelées (groupe 6).....	72

3.1.2.3. Sevrage avec l'aliment L après une transition avec les daphnies congelées (groupe 7).	72
3.1.2.4. Comparaison de la survie et de la croissance entre les trois traitements.	72
3.1.4. Comparaison des survies entre les stades 'larve 2' et 'alevin 1'.	73
3.2. <i>Sevrage direct d'alevins en milieu renouvelé (expérience II)</i> :	73
3.2.1. Sevrage d'alevins des groupes 8 et 9 en milieu renouvelé (test II1).	73
3.2.2. Sevrage direct des alevins 1 en circuit ouvert (test II2 : groupes 10-12).	74
3.2.3. Sevrage direct des alevins 2 en circuit ouvert (test II3, groupe 13).	75
3.3. <i>Sevrage direct de juvéniles et d'adultes pêchées en étang (expérience III)</i> :	75
3.3.1. Faisabilité du sevrage direct des juvéniles produits en étang (test III1).	75
3.3.2. Effet de la température sur le sevrage des juvéniles (test III2).	76
3.3.3. Faisabilité du sevrage direct des perches adultes produites en étang (test III3).	77
4. DISCUSSION.	79
4.1. <i>Sevrage des larves</i> .	79
4.1.1. Sevrage direct des larves du groupe 1.	79
4.1.2. Sevrage avec un aliment de transition (groupes 2 à 4).	79
4.2. <i>Sevrage des alevins 1 avec des daphnies décongelées et un aliment artificiel</i> .	80
4.3. <i>Sevrage en milieu renouvelé des alevins récoltés en étangs (groupes 8 et 9)</i> .	80
4.4. <i>Sevrage des perches en conditions optimisées d'élevage (groupes 10 à 18)</i> .	81
4.4.1. Les alevins.	81
4.4.2. Les perches juvéniles et adultes.	82
5. CONCLUSION.	83
CHAPITRE V : CROISSANCE D'ALEVINS ET DE JUVENILES.	84
1. INTRODUCTION.	84
2. MATERIEL ET METHODE.	87
2.1. <i>Perches</i> .	87
2.2. <i>Aliments</i> .	87
2.3. <i>Mode opératoire</i> .	87
2.3.1. <i>Croissance des alevins de perche. (expérience I)</i> .	87
2.3.1.1. Croissance d'alevins (test I1).	88
2.3.1.2. Effet du décalage du sevrage sur la croissance ultérieure des alevins (test I2).	88
2.4.2. <i>Effet du calibrage initial sur la croissance des perches (expérience II)</i> .	88
2.4.3. <i>Effets de la température sur la croissance des perches (expérience III)</i> .	88

2.4.4. <i>Grossissement des perches (expérience IV)</i>	89
3. RESULTATS.....	90
3.1. <i>Paramètres physico-chimiques</i>	90
3.2. <i>Cannibalisme</i>	90
3.3. <i>Croissance d'alevins et comparaison de performances (expérience I)</i>	90
Test I1.....	90
b) Effets du décalage du sevrage sur la croissance des alevins (test I2).....	94
3.4. <i>Effets du calibrage initial sur la croissance des perches (expérience II)</i>	96
3.5. <i>Croissance comparée des perches élevées à 25 et 21 °C. (expérience III)</i>	100
Comparaison de la croissance des lots élevés à différentes températures.....	101
3.6. <i>Production de perches de grande taille (expérience IV)</i>	102
5.3.8. <i>Modélisations</i>	104
5.3.8.1. Relation longueur - masse.....	104
5.3.8.2. Relation entre le taux quotidien d'alimentation entre la masse initiale (Ra -W).....	105
5.3.8.3. Modélisation de la croissance en masse.....	105
5.3.8.4. Simulations	107
4. DISCUSSION.....	110
4.1. <i>Alevins : croissance et survie (expérience I)</i>	110
4.2. <i>Juveniles</i>	111
4.2.1. Taux de survie et influence du calibrage initial des perches sur la croissance.....	113
4.2.2. Action de la température.....	114
4.3. <i>Modélisations</i>	114
4.3.1. Régression longueur - masse.....	114
4.3.2. Modèle de croissance.....	115
4.3.3. Relation entre le taux d'alimentation et la masse initiale.....	115
4.3.4. Modèle général de croissance en masse des perches.....	115
5. CONCLUSION.....	116
DISCUSSION GENERALE ET CONCLUSION	118
1. DISPONIBILITE EN LARVES DE BONNE QUALITE.....	118
2. DEVELOPPEMENT LARVAIRE.....	119
3. ETUDE ZOOTECHNIQUE.....	120
3.1. ELEVAGE LARVAIRE ET PHASE DE PRE- SEVRAGE.....	122
3.2. SEVRAGE DES PERCHES.....	124

3.3. CROISSANCE DES PERCHES SEVREES.....	127
4. PATHOLOGIE EN MILIEU D'ELEVAGE.....	128
5. SYNTHESE (CONCLUSION).....	128
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	130

PLANCHES PHOTOGRAPHIQUES

Introduction générale.

INTRODUCTION GENERALE.

Poisson carnassier des lacs, rivières et canaux, la perche est un Percidé appartenant au plus grand ordre des vertébrés, les Perciformes. La zone géographique de ce poisson est essentiellement la zone tempérée Nord. Il existe deux espèces très voisines l'une de l'autre qui appartiennent au genre *Perca*. *Perca flavescens* est confinée à l'Amérique du Nord. *Perca fluviatilis* est répandue dans toute l'Europe et l'Asie du Nord, l'Afrique du Sud, l'Australie, la Tasmanie et la Nouvelle Zélande (Craig 1987). Plusieurs noms locaux désignent la perche. Pour éviter une redite dans cette étude, le terme 'perchaude' désigne l'espèce américaine, la perche commune ou perche fluviatile étant l'espèce eurasiennne.

L'intérêt de la perche, en tant que poisson de consommation, de pêche sportive, ou de régulateur écologique de biomasse, est indéniable (Huet 1970). Une littérature abondante existe sur la biologie des deux espèces et porte surtout sur leur écologie : alimentation, reproduction, croissance et dynamique des populations (Le Cren 1958, Craig 1977a, 1978, Zeh *et al.* 1989, Bergman 1991, Gillet *et al.* 1995).

Les contraintes de gestion rationalisée des stocks de poissons en milieu naturel imposent des limites aux tonnages de poissons pêchés. L'aquaculture, en particulier l'élevage de poissons à chair noble telle que la perche, se présente comme une alternative sérieuse pour pallier le déficit commercial et satisfaire la demande en produits halieutiques frais. La possibilité d'élevage intensif de la perche apparaît comme une voie de diversification des productions piscicoles. En Europe, la production de perche est extensive ; elle est assurée par les piscicultures d'étangs dans un but de repeuplement, ou consiste en une exploitation des stocks lacustres ou fluviaux (Goubier et Marchandise 1990). Les travaux portant sur la domestication et l'élevage intensif de la perchaude sont nombreux et remontent à plus de deux décennies. Les premiers essais d'élevage intensif de la perche fluviatile datent seulement d'une dizaine d'années. Au début de la présente étude, le seul travail publié concerne un essai d'élevage semi-intensif (Mélard et Phillipart 1984). Au cours de l'étude, des difficultés d'une première alimentation artificielle chez les larves de perches sont mises en évidence et constituent une étape clé au cours de l'élevage intensif de la perche (Best 1981, Heidinger et Kayes 1986, Vlavanou 1991, Tamazouzt 1995).

La synthèse des données bibliographiques fournit les caractéristiques globales des différents stades de développement de la perche. Ces caractères généraux sont présentés dans le tableau I. Au stade jeune, la vision des perches est faible mais s'améliore notablement au fur et à mesure de leur croissance jusqu'à la métamorphose (Guma'a 1982, Wahl *et al.* 1993). Le stimulus visuel est déterminant dans la capture et l'ingestion des proies. Il peut être déclenché par des facteurs tels que les mouvements et la couleur des proies, le contraste proies-milieu, (Dabrowski 1982, Hinshaw 1985). Dès la métamorphose, on observe des migrations de juvéniles de perchaudes des sites pélagiques vers des zones

benthiques où la luminosité est faible. Ceci coïncide avec leur bonne acuité visuelle à partir de ce stade, leur permettant d'identifier les proies dans des conditions de faible luminosité (Wahl *et al.* 1993). Les larves de perchaude distinguent leurs proies d'autres objets semblables (mais qui ne sont pas des proies), grâce à leur texture, leur goût et leur odeur (Loew et Mills 1995). En phase larvaire, chez la perche, très peu d'études concernent l'ontogénèse des organes autres que l'oeil, tels que les systèmes respiratoire et excréteur ou le tube digestif et ses annexes (Noaillac-Depeyre 1978, 1979, Dabrowski *et al.* 1991). Ces études sont d'autant plus déterminantes qu'elles contribuent à expliquer le comportement alimentaire des perches et à définir des stratégies d'alimentation à ce stade où généralement le développement des organes n'est pas achevé.

Tableau I : Caractères généraux des différents stades de développement de la perche.

Phase	Embryonnaire	Ecllosion	Prolarvaire	Larvaire	Postlarvaire	Métamorphose = changement net de la morphologie vers une appa- rence adulte qui se traduit au niveau de la pigmentation, du développement des écailles, des nageoires, de la vessie gazeuse, de la ligne latérale et par l'apparition de la première hémoglo- bine
Début	oeuf fécondé		éclosion	début de l'alimentation exogène	Fin de la résorption complète du vitellus	
Fin	éclosion		début de l'alimen- tation exogène	résorption complète du vitellus	métamorphose	
Evènement	incubation températures extrêmes : 6 et 22 °C	rupture de la coque; différence mor- phologique selon la température d'incubation	présence du vitellus et alimentation strictement endogène	alimentation mixte : nutrition vitelline complétée par la capture et l'ingestion des proies vivantes	Alimentation strictement exogène	
Durée	variable : 101 degrés jours pour 90 % d'éclosion entre 12-16 °C	fonction de la température : 2 à 15 jours	variable : 0 à 4 jours	fonction de la température : 7-14 jours	dépend de plusieurs facteurs notamment, de la disponibilité de l'aliment, de sa qualité et de la température de l'eau.	dépend de plusieurs fac- teurs notamment, de la disponibilité de l'aliment, de sa qualité et de la de la température de l'eau.
Désignation	embryon	prolarve	prolarve	larve	alevin	-
Caractères généraux	diamètre : 2,01±0,07 mm	longueur initiale : 4,7-6,4 mm. dépend de la température d'incubation	longueur initiale : 4,7-6,4 mm	longueur initiale : 4,7-7,0 mm tube digestif simple présence de dents, cavité buccale, oesophage, estomac foie, vésicule biliaire, système branchial irrigué par des vaisseaux, opercule et préopercule, 4 arcs branchiaux, vésicules auditives, vessie natatoire. Tête allongée avec présence de nombreux chromatophores	longueur initiale : > 9 mm à 14 mm : différenciation de toutes les nageoires. Intenses pigmentations de la tête des écailles sur le pédoncule caudal et apparition de bandes verticales à 20 mm. Epines et rayons mous formés à partir de 21-27 mm.	longueur initiale : variable : > 25-40 mm à 36-37 mm : écailles complètes
Références	Blaxter 1969, Kokurewicz 1969, Guma'a 1978a, Craig 1987, Delos Reyes <i>et al.</i> 1992.	Goubier et Mar- chandise 1990, Delos Reyes <i>et al.</i> 1992, Chevey 1925, Hale et Carlson 1972, Wang et Eckmann 1994.	Goubier et Mar- chandise 1990, Delos Reyes <i>et al.</i> 1992, Chevey 1925, Hale et Carlson 1972, Wang et Eckmann 1994.	Mansuetti 1964, Craig 1987	Blaxter 1969, Craig 1987.	Blaxter 1969, Craig 1987

La perche est un prédateur pélagique. Opportuniste, elle consomme l'aliment disponible (Craig 1987). Elle commence son alimentation exogène bien avant la résorption complète de son vitellus (Chevey 1925, Craig 1987). L'étude des contenus stomacaux permet de préciser les variations du régime alimentaire en fonction de la taille des poissons et de la saison (Craig 1978). La perche en milieu naturel, consomme une large gamme d'organismes vivants qu'elle chasse souvent en banc mais parfois en solitaire quand elle est âgée (Craig 1987). En milieu naturel, l'alimentation exogène des larves de perches est

constituée de Copépodes, de Cladocères, de Rotifères et parfois d'Algues (Guma'a 1978b, Treasurer 1990). Des organismes benthiques sont consommés à partir d'un mois (Smyly 1952). La phase de planctonophagie dure jusqu'à la taille de 65 mm et celle d'entomophagie lui succède jusqu'à 130 - 140 mm (Chodorowska et Chodorowski 1975). A partir d'une taille de 150 - 200 mm, elle devient piscivore (Bungisbabo 1984, Craig 1987). Plusieurs auteurs rapportent des cas de cannibalisme en milieu naturel ou contrôlé (Chodorowski 1973, Il'na 1973, Best 1981, Mélard et Phillipart 1984). La perche consomme habituellement une large gamme de proies, mais lorsqu'elle a le choix, elle préfère les plus petites (Confer et O'Bryan 1989, Post et Evans 1989). En cas d'abondance de nourriture, elle démontre une préférence particulière à l'égard de certains organismes (Furnass 1979). Le choix des proies ingérées influence la vitesse de croissance des juvéniles de perchaude (Confer et Lake 1987, Mills *et al.* 1989). La ration annuelle des perches fluviales est estimée à 175 - 200 % de leur masse corporelle (Popova et Sytina 1977). La ration quotidienne des perchaudes est de l'ordre de 5,5 - 6,7 % en juillet et de 2,2 - 2,4 % de la masse corporelle en octobre (Nakashima et Legget 1978). Au cours du cycle nyctéméral de la perchaude, l'intensité des activités d'alimentation progresse tout au long de la journée puis décroît pour s'arrêter au coucher du soleil (Helfman 1979, Weisberg et Janicki 1990, Wolfgang et Mackey 1992).

L'âge à la maturité sexuelle varie selon le sexe et les biotopes (Treasurer 1981). En général, elle se situe entre un et deux ans pour les mâles et de deux à trois ans pour les femelles (Hoestlandt 1979, Chappaz *et al.* 1989). Une seule ponte a lieu annuellement, lors du réchauffement printanier. Les substrats de ponte sont très variés : cailloux, plantes aquatiques, branchages (Lang 1981, Gillet 1989, Zeh *et al.* 1989). En milieu naturel, les taux de viabilité des embryons de perche sont souvent supérieurs à 90 % (Treasurer 1983, Zeh *et al.* 1989, Delos Reyes *et al.* 1992). A une température supérieure à 4,9 °C, l'incubation des ovules fertilisés qui dure entre 94,3 et 108,7 degrés-jours permet l'obtention de 90 % d'éclosion (Hokanson et Kleiner 1974, Guma'a 1978). L'incubation des embryons à une température croissante et leur éclosion autour de 12-16 °C permettent d'obtenir des larves vigoureuses de grande taille (Kokurewicz 1969, Guma'a 1978a, Wang et Eckmann 1994).

C'est dans ce contexte (littérature relativement abondante sur l'élevage intensif de la perchaude et quasi-inexistante sur la perche fluviale) que ce travail est initié. L'étude vise à apporter une contribution à l'évaluation des possibilités de production intensive de la perche. Elle s'intéresse prioritairement à la production massive de juvéniles et au grossissement des perches avec une alimentation artificielle. En élevage intensif, les poissons mis en charge sont très nombreux. Le prélèvement de juvéniles dans le milieu naturel ne peut satisfaire entièrement les besoins d'un élevage intensif. La production de juvéniles implique la disponibilité des embryons, l'élevage des larves et leur pré-grossissement. A ces stades, la perche est planctonophage. La production de juvéniles pré-grossis, prêts pour la phase de

finition, ne peut pas être rentable si les poissons sont nourris avec une alimentation naturelle. Le sevrage, c'est à dire l'initiation des poissons à la prise d'un aliment artificiel, est donc envisagé. Ces aspects zootechniques (production de larves et de juvéniles, grossissement) constituent une phase indispensable pour affiner ultérieurement des domaines spécifiques de l'élevage. Parallèlement, le développement ontogénique des perches est étudié pour comprendre le comportement des perches en milieu confiné et effectuer les ajustements nécessaires.

Le chapitre I présente le cadre général des expérimentations, ainsi que les méthodes utilisées. Le matériel et les méthodes spécifiques à certaines phases d'élevage sont décrits dans les chapitres concernés.

Le chapitre II se consacre à l'étude du développement ontogénique des perches depuis l'éclosion, jusqu'à l'âge de sept semaines.

Les chapitres III, IV et V s'intéressent à la zootechnie : élevage larvaire, sevrage et grossissement en milieu contrôlé.

Enfin, une discussion générale permet de dresser le bilan des connaissances et de dégager les orientations qui émergent à la suite de ce travail.

Chapitre I : Matériel et méthodes générales.

CHAPITRE I : MATERIEL ET METHODES GENERALES.

Le cadre général des expérimentations est présenté ci-dessous. Des informations complémentaires sont apportées à l'occasion de la présentation des parties spécifiques.

1. Perches.

Des perches à différents stades de développement sont utilisées au cours des expérimentations (tableau II). Deux phases sont considérées au cours de la période larvaire : larves 1 et 2. La période post-larvaire est séparée en trois stades : alevins 1 et 2, et juvéniles. Les jeunes perches, stades de prolarve à alevin 1, utilisées dans les expériences sont issues de l'incubation de rubans d'embryons de perche récoltés en étang (Lindre, Moselle). L'éclosion des larves a lieu en général en avril au laboratoire. Les plus grandes perches, du stade alevin 2 au stade adulte, proviennent des pêches ou des vidanges d'étangs piscicoles (Domaine départemental piscicole de Lindre). Les alevins 2 sont pêchés en juin à l'issue d'élevage monospécifique en bassins. Les juvéniles et adultes sont récoltés lors des pêches d'automne, respectivement au cours de leur première et deuxième années.

Tableau II : Définition des stades ontogéniques utilisés.

Stade de développement	Embryon	Prolarve	Larve		Alevin		Juvénile	Adulte
			Larve 1	Larve 2	Alevin 1	Alevin 2		
Longueur totale (mm)	-	< 7,2	[7,2 - 9]]9 - 15[[15 - 25[]25 - 40]]40 - 100]	> 100
Origine	récolte en étang	éclosion en milieu contrôlé	pêche en étang ou élevage depuis l'éclosion en milieu contrôlé	pêche en étang ou élevage depuis l'éclosion en milieu contrôlé	pêche en étang ou élevage depuis l'éclosion en milieu contrôlé			

2. Structures d'élevage.

Plusieurs dispositifs d'élevage sont utilisés en fonction du stade de développement initial des perches et de leur biomasse totale. Le dispositif I (fig. 1) est formé d'un ensemble de 10 bacs à fond rectangulaire ayant chacun un volume total de 60 litres. De couleur gris sombre, ils mesurent 60 cm x 40 cm x 25 cm (longueur x largeur x hauteur). Chaque bac est équipé d'un trop-plein muni d'une crépine. Une rampe assure la distribution de l'eau au fond du bac. Lorsqu'elle est renouvelée, son débit dépend du stade de développement des poissons. Ce dispositif est aussi utilisé pour incuber les embryons de perche. Dans ce cas, des cages spécifiques sont confectionnées en grillage de 1 cm de maille. Elles mesurent 40 cm x 15 cm x 3 cm (longueur x largeur x hauteur). Chaque cage est immergée dans un bac contenant 40 l d'eau.

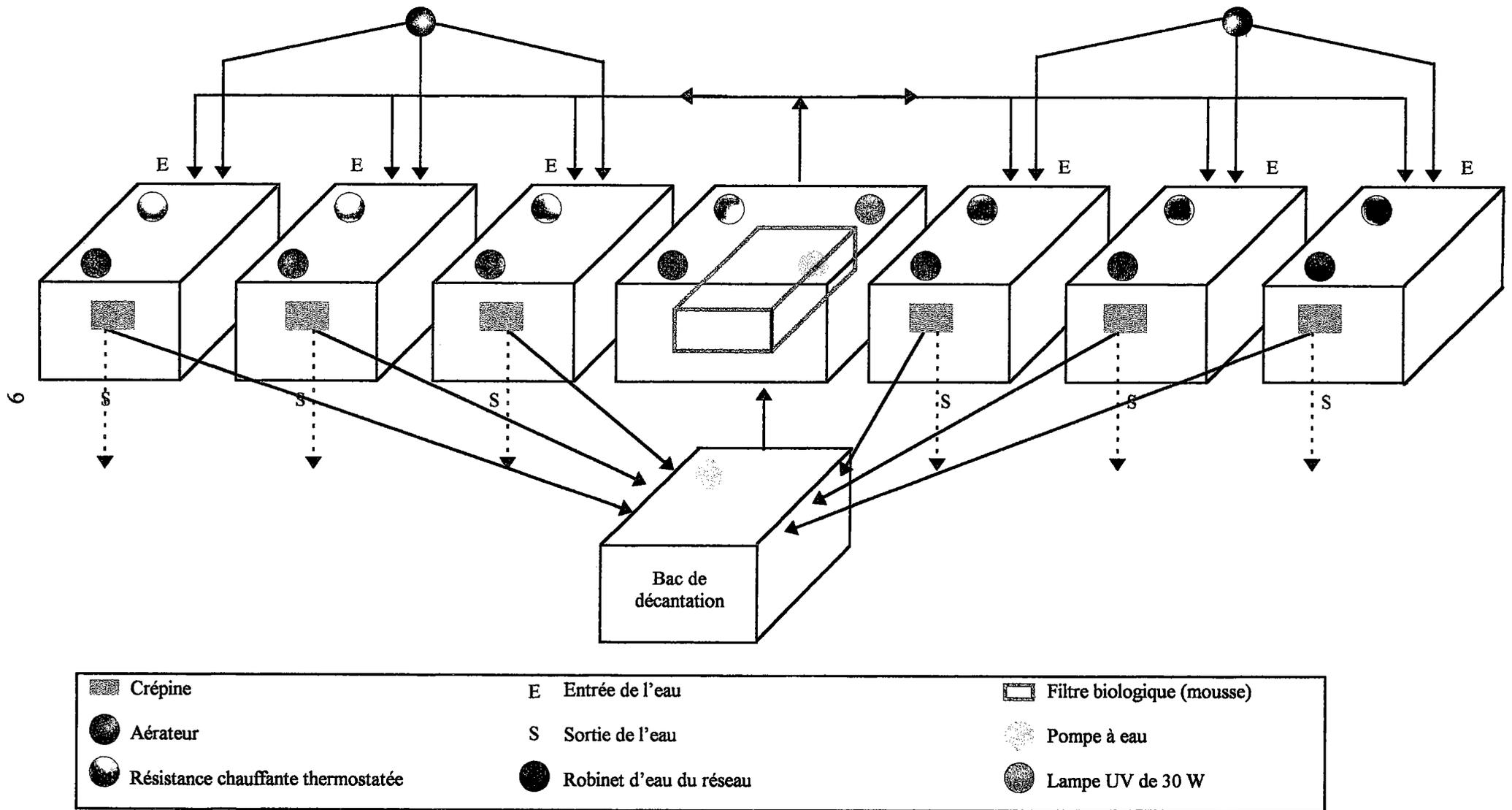


Figure 1 : Dispositif d'élevage I : bacs à fond rectangulaire de 40 litres.

Le dispositif II (fig. 2) est composé de 2 aquariums de 600 l équipés d'un compartiment de filtration. L'eau filtrée est ensuite stérilisée grâce à une lampe U.V. de 30 Watts avant d'être renvoyée dans le compartiment à poissons. Les aquariums sont éclairés par la lumière du jour à laquelle s'ajoute en permanence celle de la lampe U.V. Ce dispositif est utilisé pour les perches à un stade postérieur à l'alevin 1.

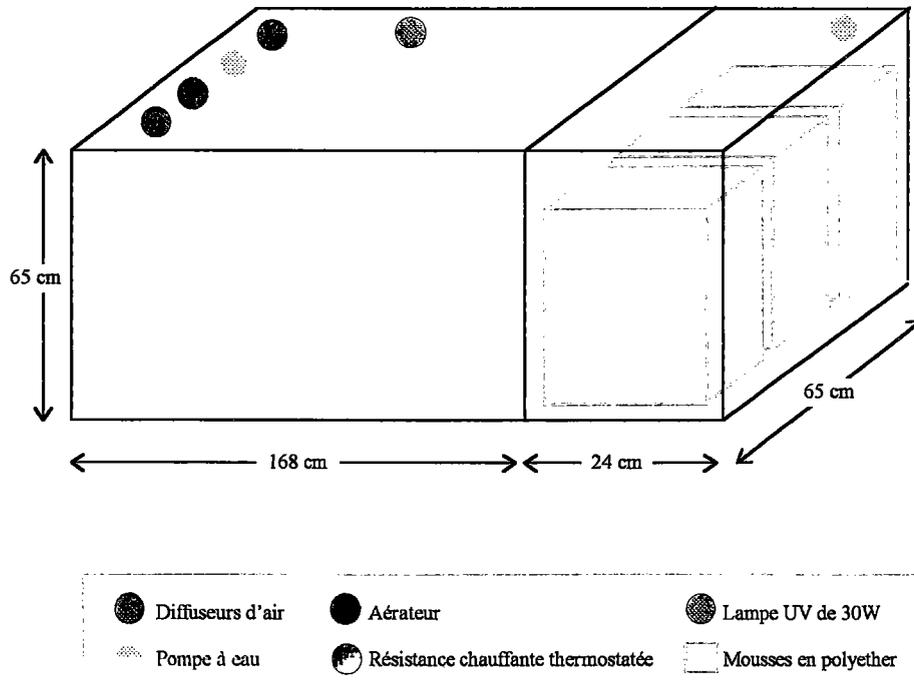
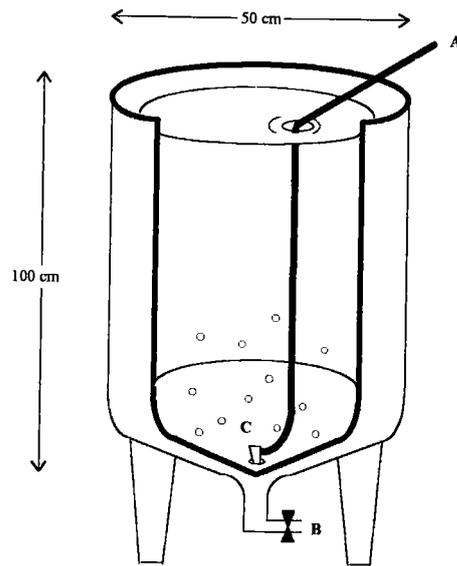


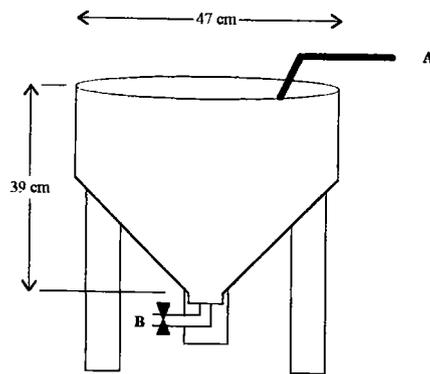
Figure 2. Dispositif d'élevage II : aquarium de 600 litres.

Le dispositif III est composé de 7 bacs cylindro-coniques de 100 litres et de 6 bacs cylindro-coniques de 30 litres (figs. 3.1 et 3.2). Ces structures sont uniquement utilisées au cours de l'élevage larvaire. L'eau n'est pas épurée. Seul le faible volume siphonné quotidiennement est remplacé.



A : arrivée d'air B : vanne de vidange C : diffuseur d'oxygène

fig. 3.1.



A : arrivée d'air B : vanne de vidange

fig. 3.2.

Figure 3 : Dispositif d'élevage III : bacs cylindro-coniques de 100 l (fig. 3.1) et de 40 l (fig. 3.2). (D'après Tamazouzt 1995).

3. Aliments.

Pour assurer l'alimentation des perches, des proies vivantes ou congelées sont distribuées aux jeunes stades alors que l'aliment artificiel est testé à tous les stades de développement.

3.1. Proies vivantes.

Les nauplii fraîchement éclos d'*Artemia* sont utilisés comme proies vivantes pour nourrir les larves de perche jusqu'à l'âge de deux semaines, parfois jusqu'à quatre semaines. Le choix de ce zooplancton marin pour nourrir des larves de poisson d'eau douce, s'explique par la grande disponibilité de ses oeufs, la simplicité du dispositif requis pour leur incubation et la relative facilité de production massive de nauplii. De plus, son intérêt pour l'alimentation des larves de poissons continentaux tels que *Clarias gariepinus* (Zamal *et al.* 1991, Verreth *et al.* 1991, 1994), *Carassius auratus* (Kestemont et Mélard 1991) ou d'estuaire tels que *Chanos chanos* (Marte et Duray 1991), *Morone saxatilis* (Kerby 1986) est déjà prouvé. *Artemia* est une proie de haute valeur nutritive. La digestibilité de ses protéines est élevée : 83 % chez la carpe (*Cyprinus carpio*) et 89 % chez la truite (*Oncorhynchus mykiss*) (Watanabe 1988). Son utilisation protéique nette est d'environ 80 % de celle de la caséine, ce qui indique une haute valeur alimentaire (Watanabe 1988). Deux types d'*Artemia* se distinguent par leur teneur en acides gras hautement insaturés (AGHI). Le type eau douce, destiné au nourrissage des espèces d'eau douce contient une forte proportion d'acide gras 18 : 3n-3. Le type marin, avec une forte teneur en acide gras 20 : 5n-3 (Watanabe *et al.* 1978) est destiné aux espèces marines. Toutefois, les acides gras hautement insaturés (AGHI) des espèces marines sont aussi efficaces pour les espèces d'eau douce (Watanabe et Takeuchi 1976, Takeuchi et Watanabe 1976, 1977a). De fortes mortalités surviennent dans certains élevages larvaires où *Artemia* constitue le seul aliment des poissons (Fushimi 1971, Fujita 1973, Kitajima 1978, Sorgeloos 1980). Dans ce cas, les nauplii contenant plus de 0,3 % d'AGHI (en matière sèche) donnent des résultats satisfaisants (Watanabe 1988). Les possibilités d'enrichissement des nauplii en font une proie utilisable à différents stades de développement. Les différences dans la composition d'*Artemia* en acides gras résident surtout dans leurs origines géographiques (Léger *et al.* 1985, Versichele *et al.* 1986). Parmi les cystes d'*Artemia* qui fournissent en général de bons résultats, ceux de San Francisco Bay en Californie et de Great Salt Lake dans l'Etat de Utah (USA) produisent des nauplii ayant respectivement une longueur moyenne de 428 µm et de 486 µm (Sorgeloos *et al.* 1983). Vanhaecke et Sorgeloos (1983) ont montré que les *Artemia* de Great Salt Lake constituent une excellente nourriture pour les stades larvaires des poissons d'eau douce.

Au cours de nos élevages, deux souches différentes A et B d'*Artemia* sont utilisées. L'appellation commerciale de la souche A est Franciscana (origine San Francisco). Leurs nauplii ne sont pas calibrés et n'ont pas de teneur spécialement élevée en AGHI. Nous les appelons aussi *Artemia* standard. Les oeufs de la deuxième souche (B) sont calibrés et leurs nauplii présentent à l'éclosion des teneurs élevées garanties en en AGHI. Leurs cystes proviennent de Great Salt Lake, Utah (USA) et sont désignés par différentes appellations commerciales selon le calibre et la teneur des nauplii en AGHI n-3 : IH, AF480, UL et EG (tableau III). Les cystes IH produisent de petits nauplii (stade I) alors que les nauplii AF480

ont des teneurs plus élevées en AGHI n-3 que IH. Les cystes EG ou UL ont des nauplii (stade I) plus ou moins grands. Chez les cystes EG, la teneur en AGHI n'est pas garantie. Ils sont utilisés pour les stades post larvaires (perches de plus de 14 jours). Les nauplii sont alors utilisés tels quels ou élevés jusqu'à une certaine taille en milieu enrichi. Les larves de poisson exercent en général une prédation qui dépend de leur ouverture buccale et de la taille des proies (Dabrowski 1982, 1984, Schael *et al.* 1991). Afin d'optimiser les résultats expérimentaux, le choix de la taille du nauplius d'*Artemia* fraîchement éclos est déterminant pour la première alimentation. Tenant compte de la petite ouverture buccale de la larve de perche à l'éclosion, l'utilisation des différents cystes de la souche B est séquencée comme l'indique le tableau III. Les produits commerciaux Selco™ sont des concentrés de protéines et des émulsions destinées à l'enrichissement des milieux de culture des *Artemia* en acides gras 20 : 5n-3 et 22 : 6n-3. Ils sont utilisés après 14 jours d'alimentation des larves de perche avec des nauplii d'*Artemia* (cystes EG). Ils permettent l'obtention rapide des proies de plus grande taille et de grande valeur nutritive pour les poissons.

Tableau III : Séquence d'utilisation des différentes souches de cystes d'*Artemia*.

Période (jours)		J1 - J5	J6 - J8	J9 - J14	J15 - ...
Souche A	Cystes (appellation commerciale)	Franciscana			
	Taille des nauplii (instar I) µm	480	480	480	480
	Produits d'enrichissement	-	-	-	-
	Teneur en acides gras AGHI n-3 garantie.	-	-	-	-
Souche B	Cystes (appellation commerciale)	IH	AF480	UL	EG
	Taille des nauplii (instar I) µm	430	480	±480	±480
	Produits d'enrichissement	-	-	-	Selco
	Teneur en AGHI n-3 garantie (mg /g de p.s.*)	5	10	10	-

* p.s. = poids sec

3.2. Proies naturelles congelées.

Des daphnies congelées, achetées dans le commerce, sont testées comme aliment de transition pour des tests de sevrage des larves et alevins 1.

3.3. Aliments artificiels.

Trois aliments composés sont testés : L, N et Aqua 16. L'aliment L est conçu pour les larves de poissons marins alors que l'aliment N est formulé pour les larves et alevins de poissons continentaux. L'aliment Aqua 16 est habituellement distribué aux Salmonidés. Les perches sont nourries avec les aliments N et L jusqu'au stade alevin 2 (25-40 mm). Au-delà, les perches élevées en captivité depuis l'éclosion et celles issues des productions extensives (alevins 2, juvéniles et adultes) reçoivent l'aliment Aqua 16.

Quatre formulations différentes de l'aliment L sont utilisées suivant le stade des perches (tableau IV). La formulation L1 est utilisée pour les larves au cours des 10 premiers jours

succédant à l'éclosion. L'aliment L2 est distribué pendant les jours suivants jusqu'au sevrage et L3 pendant la phase de sevrage. Au-delà, les poissons sont nourris avec la formulation L4.

Tableau IV : Séquence d'utilisation des différents aliments composés.

Stade des perches		Première alimentation des larves jusqu'à J14		Sevrage de larves 2 et d'alevins 1	Sevrage d'alevins 2	Alevinage : production d'alevins 1 et 2	Sevrage et production de juvéniles et d'adultes
		J1 - J10	J11 - J14				
L	Formulation	L1	L2	L3	L3	L4	-
N		N	N	N	-	N	-
Aqua 16		-	-	-	Aqua 16	-	Aqua 16

Tableau V : Composition des aliments artificiels.

Aliments	L : formulation				N	Aqua 16
	L1	L2	L3	L4		
Teneurs analytiques (%)						
Protéines brutes	60	50	50	48	50	48
Matières grasses	16	13	15,5	14,5	10	18
Glucides	10	21	20	23		1
Cendres	8	13	8,5	8,5	6	11
Humidité	6	6	6	6	4	11
Teneur garantie en AGHI (mg.g⁻¹ de p.s*)						
Somme n-3	65	40	40	25	-	-
22 : 6 n-3	35	25	25	11	-	-
20 : 5 n-3	18	12	12	12	-	-
Taille des particules (µm) (Calibre)	80 - 200	150 - 300	300 - 500	300 - 500 500 - 800 800 - 1200 1200 - 2000	100-200 200 - 400 400 - 600 600 - 800 800 - 1250	400 ; 700. 1000 ; 1500. 1700 ; 2400. 3400 ; 4800. 7100 ; 9000.

* p.s = poids sec

Les aliments L ont des teneurs élevées garanties en acides gras fortement insaturés n-3, connus pour être indispensables au bon développement des larves des poissons marins (20 : 5n-3 et 22 : 6n-3) mais aussi continentaux. Dans l'aliment N, la teneur en lipides totaux correspond à 0,3 % du poids sec de l'aliment. Parmi les lipides totaux, les acides gras 20 : 5n-3 et 22 : 6n-3 représentent respectivement 3,38 % et 2,78 % de la teneur en lipides totaux (Tamazouzi¹ 1995). La couleur rosâtre de l'aliment L peut être rapprochée de celle des nauplii d'*Artemia* alors que l'aliment N est de couleur marron foncé. Les deux aliments L et N sont testés en vue de mettre en évidence d'éventuelles différences de survie ou de croissance liées aux teneurs en AGHI (tableau V) entre des lots de poissons nourris avec ces aliments. Les

¹ Cet auteur désigne l'aliment N par Pican

exigences de quelques espèces de poissons en termes d'acides gras essentiels sont récapitulées dans le tableau VI.

Tableau VI. Exigences en acides gras essentiels chez quelques espèces de poissons d'élevage.

Espèces	Exigences en pourcent de la ration en acides gras essentiels	Auteurs
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	- Somme des acides gras n-3 : 10 % des lipides - 18 : 3n-3 : 1 %	Takeuchi et Watanabe 1977a. Castell <i>et al.</i> 1972.
<i>Cyprinus carpio</i>	- 18 : 3n-3 : 1 % et 18 : 2n-6 : 10 %	Takeuchi et Watanabe 1977b.
<i>Tilapia nilotica</i>	- 18 : 2n-6 : 1 % - 20 : 4n-6 : 1 %	Takeuchi <i>et al.</i> 1983.
<i>Coregonus lavaretus</i>	- Somme des acides gras n-3 : 0,5 %	Watanabe 1986.
<i>Seriola quinqueradiata</i>	- Somme des acides gras n-3 : 2 %	Deshimaru <i>et al.</i> 1984, <i>in</i> Watanabe 1988.

L'alimentation débute généralement à partir de 9h le matin. L'aliment composé est distribué à l'aide de nourrisseurs automatiques à tapis roulant pendant 8 à 12 heures. Les proies naturelles vivantes ou congelées sont distribuées manuellement, à intervalles réguliers de 2 heures, 6 fois par jour.

4. Paramètres physico-chimiques.

La photopériode est fixée à 16 heures de lumière par jour : la salle d'élevage est éclairée de 06 h à 22 h. L'intensité lumineuse peut être réglée de 500 à 1500 lux à la surface de l'eau lorsque les distributeurs sont installés. L'aération de l'eau est assurée par de l'air comprimé diffusant dans les enceintes d'élevage grâce à des pierres poreuses (diffuseurs d'air). La température de l'eau est quasi constante grâce à l'utilisation de thermoplongeurs équipés de thermostats.

Les paramètres physico-chimiques de l'eau sont contrôlés afin de s'assurer d'une bonne qualité de l'eau. Le pH de l'eau est maintenu entre 7 et 8. La teneur de l'eau en oxygène est maintenue à des valeurs supérieures à 6 mg.l⁻¹. Le pH et la teneur en oxygène dissous sont mesurés avec une fréquence hebdomadaire. La température est contrôlée quotidiennement. Les autres paramètres sont dosés en cas de doute sur la qualité de l'eau. Les formes d'azote dissous sont l'ammonium NH₄⁺ dosé selon la norme NF T90-015 (méthode spectrophotométrique au bleu d'indophénol) (AFNOR 1990) et les nitrates NO₃⁻ (méthode spectrophotométrique avec

absorption dans l'U.V. après acidification) (APHA 1976). La concentration de la forme ammoniacale non ionisée est déduite de celle de NH_4^+ selon la formule (Rodier 1984) :

$$\text{NH}_3 = \text{NH}_4^+ * 1/[1 + 10^{(10-\text{pH}-0,03t)}]$$

avec NH_3 et NH_4^+ en mg.l^{-1} et t la température de l'eau.

Les dépôts alimentaires et les fèces sont siphonnés quotidiennement. Un faible apport d'eau permet de compenser les pertes dues au siphonnage dans le cas des dispositifs II et III.

5. Acquisition et traitement statistique des données.

Avant les manipulations, les poissons sont tranquilisés à l'aide d'une solution d'éthylène glycol monophényléther ($0,15 \text{ ml.l}^{-1}$ pour les larves et alevins 1, et $0,30 \text{ ml.l}^{-1}$ pour des stades plus évolués). Les données de biométrie sont relevées une à deux fois par mois. Afin de prévenir les bactérioses et les mycoses causées par les manipulations, une baignade à l'acide oxolinique, au vert de malachite ou au chlorure de sodium NaCl , est pratiquée ; les deux derniers traitements étant utilisés lorsqu'une mycose est suspectée.

A partir du stade larve 2, les longueurs sont mesurées à l'aide d'une règle graduée au millimètre. Jusqu'à 9 mm de longueur, les larves sont mesurées sous une loupe binoculaire avec un objectif équipé d'un micromètre. La précision des pesées dépend de la masse des perches. Elle varie de 0,1 mg pour les larves et alevins à 10 mg pour les plus grandes perches.

5.1. Calcul d'indices.

Afin d'apprécier les performances zootechniques, des indices sont calculés. Selon les formules (1) à (11), où la durée d'élevage (Δt) est exprimée en jour, la masse W est en gramme (aliment, masses individuelles et biomasses des poissons), la longueur totale LT des poissons en millimètre. Les lettres f et i en indice désignent des données finales et initiales.

La vitesse de croissance linéaire (VCL) exprime le rapport entre le gain moyen de longueur et la durée d'élevage (Ostrovsky 1995) :

$$\text{VCL} (\text{mm.j}^{-1}) = (LT_f \text{ moyenne} - LT_i \text{ moyenne}) / \Delta t \quad (1)$$

De même, la vitesse de croissance en masse (VCM) correspond au rapport entre le gain moyen de masse et la durée d'élevage (Ostrovsky 1995) :

$$\text{VCM (g.j}^{-1}\text{)} = (\text{W}_f \text{ moyenne} - \text{W}_i \text{ moyenne}) / \Delta t \quad (2)$$

Le taux de croissance spécifique TCS se calcule selon la formule (Chapman 1971, Nakashima et Legget 1978, Clark *et al.* 1990, Watanabe *et al.* 1990) :

$$\text{TCS (\% .j}^{-1}\text{)} = 100 * [\ln(\text{W}_f \text{ moyenne}) - \ln(\text{W}_i \text{ moyenne})] / \Delta t \quad (3)$$

où ln désigne le logarithme de base e (log népérien).

La production, exprimée en g.l⁻¹.j⁻¹, est le gain moyen quotidien de biomasse obtenu par unité de volume exprimé en litres :

$$\text{Production} = (\text{W}_f \text{ totale} - \text{W}_i \text{ totale}) / (\text{Volume} * \Delta t) \quad (4)$$

L'indice de condition K s'obtient par la formule (Le Cren 1951) :

$$K = 10^5 * W / (\text{LT})^3 \quad (5)$$

Le taux moyen quotidien d'alimentation Ra s'obtient par la formule (Takeuchi 1988) :

$$\text{Ra (\% .j}^{-1}\text{)} = 100 * \text{Quantité d'aliment} / [1/2 * (\text{W}_i \text{ moy.} + \text{W}_f \text{ moy.}) * \Delta t] \quad (6)$$

Le quotient nutritif de l'aliment Qn se calcule sur l'ensemble de la biomasse produite et ne tient pas compte des mortalités survenues au cours des élevages (McLarney 1984).

$$\text{Qn} = \text{Quantité totale d'aliment} / (\text{W}_f \text{ totale} - \text{W}_i \text{ totale}) \quad (7)$$

Le taux de survie est le pourcentage entre les effectifs finaux et initiaux :

$$\text{Taux de survie (\%)} = 100 * (\text{Effectif final} / \text{Effectif initial}) \quad (8)$$

Le coefficient de variation CV exprime la dispersion de la variable (LT, W, ou autre) autour de la valeur moyenne. Il se calcule en faisant le rapport entre l'écart-type et la moyenne de la variable considérée. Il s'exprime en pourcent :

$$\text{CV (\%)} = 100 * (\text{écart-type} / \text{moyenne}) \quad (9)$$

Enfin, le taux de cannibalisme correspond au pourcentage des mortalités dues aux agressions ou à l'ingestion. Les perches mortes dont le corps présente des lésions sont comptées parmi les mortalités dues aux agressions. Les poissons manquants sont considérés comme ingérés par les plus grands.

Taux de cannibalisme (%) = $100 * (\text{mortalité totale due aux agressions} + \text{effectif de poissons disparus}) / \text{effectif total des mortalités}$ (10)

5.2. Modélisation.

La généralisation des données de croissance sous forme de modèles facilite l'étude de la production de poissons. L'établissement des modèles répond à plusieurs objectifs. Le premier, d'ordre descriptif, permet la comparaison entre différentes espèces, ou pour une même espèce dans différentes conditions expérimentales. Dans ce cas, un certain nombre de modèles de croissance sont couramment utilisés. On peut citer le modèle de Gompertz (Winsor 1932a), le modèle logistique (Winsor 1932b), celui de von Bertalanffy (1938). D'autres modèles sont linéaires (Baranov 1918 *in* Dickie 1971) ou exponentiels (Brody 1945, Parker et Larkin 1959). Certains intègrent les fluctuations dues aux variations saisonnières de la température (Pitcher et Mac Donald 1973, Cloern et Nichols 1978, Pauly et Gaschutz 1979, Le Gallo et Moreteau 1988). Mais le modèle le plus utilisé dans les études de production, de gestion des stocks exploités par la pêche et la connaissance de la dynamique des biomasses de populations naturelles est celui de von Bertalanffy (Dickie 1971, Muller-Feuga 1990, Pawlak et Hanumara 1991).

La modélisation de la croissance des poissons peut avoir aussi comme objectif de rapporter les paramètres du modèle aux mécanismes qui sous-tendent le processus de croissance. Les modèles bioénergétiques sont rangés dans cette catégorie (Kitchell *et al.* 1977, Stewart *et al.* 1983, Rice et Cochran 1984, Karas et Thoreson 1992, Schneider 1992). Ceux-ci exigent d'importants moyens expérimentaux. Ils ne sont pas envisagés dans le cadre de la présente étude.

Les modèles, qu'ils soient d'ordre descriptif ou expliquant le mécanisme qui sous-tend la croissance, permettent également d'effectuer des prévisions.

5.2.1. Relation longueur - masse.

La relation longueur - masse est établie en distinguant différents groupes de perche en s'inspirant de Le Cren (1951). Les larves 2 et alevins 1 sont séparés des autres perches pour lesquelles on distingue le groupe des juvéniles de longueur inférieure à 100 mm et les adultes ou considérés comme tels qui mesurent plus de 100 mm.

5.2.2. Croissance en longueur et en masse.

Pour les populations d'élevage, Weatherley (1972) suggère parmi les modèles exponentiels, deux formules dérivées de Brody (1945) pour décrire la croissance sigmoïdale des animaux :

$$W_t = W_0 * \exp(g * \Delta t) \quad \text{et}$$

$$W_t = A - B * \exp(-g * \Delta t)$$

où g désigne le taux instantané de croissance encore appelé Taux de Croissance Spécifique TCS, Δt la durée d'élevage, W_t la masse à l'instant t , W_0 la masse à l'instant initial, A et B étant deux constantes. La première formule décrit une croissance exponentielle individuelle ou de la population pour de jeunes stades de poissons. La deuxième formule décrit la croissance à partir du point d'inflexion, pendant la phase stationnaire qui se rapproche de l'asymptote supérieure. Ces expressions sont de meilleures approximations de la croissance lorsque les périodes concernées sont courtes (Chapman 1971, Weatherley 1972).

Etant donné que les durées d'élevage au cours des expérimentations de la présente étude n'excèdent généralement pas une année, la croissance en longueur ou en masse des poissons est considérée comme une fonction exponentielle de la durée d'élevage. La longueur L_t ou la masse W_t des perches à une date donnée t , dépend de la longueur L_0 ou de la masse corporelle initiale W_0 des perches. La relation devient :

$$L_t = L_0 * \exp(g * \Delta t) \quad \text{avec } g \text{ désignant le TCS en longueur,}$$

$$W_t = W_0 * \exp(g' * \Delta t) \quad \text{avec } g' \text{ désignant le TCS en masse.}$$

La croissance pondérale dépend principalement de la masse initiale du poisson W_0 , de la température d'élevage, de la quantité et de la qualité de l'aliment consommé (Cacho *et al.* 1990, Muller-Feuga 1990). Au cours de nos élevages, la température et la photopériode sont constantes. Leurs valeurs sont choisies dans la gamme de croissance optimale (Huh *et al.* 1976, Hokanson 1977). Dans le cas des tests en eau recyclée ou en circuit ouvert, la qualité de l'eau d'élevage est considérée satisfaisante puisque les déchets sont évacués et l'eau renouvelée. Pour une température donnée, l'aliment consommé représente le facteur externe prépondérant mais non limitant la croissance des perches d'élevage. Dans tous les cas, les variables à prendre en compte dans l'élaboration du modèle de croissance sont la masse corporelle initiale du poisson (W_0), la durée (Δt) et la température d'élevage.

5.2.4. Taux de survie.

Dans les mêmes conditions que précédemment (§5.2.2.), Ricker (1971) définit également que le coefficient instantané de mortalité m s'exprime par la formule :

$$m = -[\ln(N_2) - \ln(N_1)] / \Delta t$$

avec N_1 et N_2 les effectifs respectifs de poissons au début et à la fin de la période considérée. Ainsi, à un instant t , l'effectif de perches survivantes N_t dépend de l'effectif initial N_0 , d'une fonction exponentielle de la durée d'élevage Δt et du taux de mortalité instantané m ; il s'obtient par la formule :

$$N_t = N_0 * \exp (-m * \Delta t).$$

Le taux de survie S_t se déduit de la formule des effectifs N_t .

$$S_t = S_0 * \exp (-m * \Delta t)$$

S_0 étant le taux de survie initial.

5.3. Traitement statistique.

L'analyse de variance (ANOVA) à un facteur est utilisée pour comparer les variables de différents lots. Dans le cas de différence significative entre les lots, les moyennes sont comparées deux à deux par un test *post hoc*. Les longueurs et les masses initiales des lots ou des groupes sont comparées pour rechercher l'existence ou non de différence. Les données finales permettent de déterminer les différences entre les traitements : calibrage ou température par exemple. Les taux de survie sont comparés à l'aide du test de comparaison de deux pourcentages ou à l'aide du test de χ^2 . Dans le cas de plusieurs lots, le test de χ^2 est systématiquement appliqué. Lorsque l'un des effectifs théoriques (calculés) est inférieur à 5, le test de χ^2 est effectué avec la correction de Yates. Le test de t est utilisé pour comparer les valeurs des paramètres de régression (pente) avec celles obtenues (théoriques) dans la littérature. L'analyse de covariance (ANCOVA) permet de comparer les équations de plusieurs droites de régression. Le seuil usuel de signification des tests statistiques est fixé à 5 %. Dans les autres cas, la précision est indiquée.

Chapitre II : Etude ontogénique de la période larvaire.

CHAPITRE II. ETUDE ONTOGENIQUE DE LA PERIODE LARVAIRE.

1. Introduction.

Beaucoup de travaux concernent le développement des poissons. Des organes voire des systèmes complets tels que l'appareil digestif ou le système visuel sont étudiés à différents stades (embryonnaire, larvaire, juvénile ou adulte) sur les plans morphologique, physiologique ou histologique (Chevey 1925, Rogick 1931, Curry 1939, Al-Hussaini 1949, Elias et Bengelsdorf 1952, Anderson et Mitchum 1974, Dabrowski *et al.* 1991). Toutefois, peu de travaux récents concernent la perchaude et la perche fluviatile ; de plus, les informations disponibles ne sont pas toujours utilisées à des fins aquacoles. L'étude de l'alimentation et de la nutrition des jeunes stades de perches doit s'appuyer d'abord sur l'étude de l'ontogenèse des différentes fonctions impliquées (vision, locomotion, respiration, digestion, excrétion).

La vision est déterminante dans l'alimentation des larves de la plupart des espèces de poissons en général, et dans le cas particulier de la perche qui est un prédateur pélagique (Blaxter 1969, Stroband et Dabrowski 1979, Dabrowski 1982, Barnabé 1991). Chez la larve de perche, la couche de cellules visuelles de la rétine ne renferme que des cônes simples, qui, bien plus tard, se développent et fusionnent en doublets de cônes (Ahlbert 1973, Guma'a 1982). Au stade de la métamorphose complète, les cellules visuelles se composent de cônes, mais aussi de bâtonnets. Les bâtonnets se développent très rapidement : le ratio bâtonnets / cônes qui est de 1/1 à la fin du développement larvaire, passe à 4/1 à une longueur de 45 mm, et à 10/1 pour des perches de 4-5 ans (Guma'a 1982). Les cônes sont disposés en mosaïque. L'arrangement des mosaïques va déterminer le degré de dépendance du poisson vis-à-vis de sa vision (pour son alimentation par exemple). Des mosaïques régulières sont observées chez des espèces dont la vue est nette et qui s'alimentent avec des proies se déplaçant très rapidement (Lyll 1957, Engström 1963). Ce n'est qu'à partir de l'âge de 20 jours, que les cônes des perches se répartissent en mosaïque formée de carrés réguliers de doublets de cônes au centre desquels se trouve un cône simple (Engström 1963, Ahlbert 1973). La vision des larves de perche est donc très faible. Elle peut consister essentiellement, grâce à cette présence de cônes, en une faible perception d'objets fortement colorés. Les proies, pour être identifiées, doivent présenter un bon contraste avec le milieu d'élevage (Hinshaw 1985). Chez les larves de perchaude, la rétine possède une catégorie de cônes sensibles à l'ultra violet qui n'est pas présente chez l'adulte et qui favorise la prédation des organismes zooplanctoniques (Loew et Wahl 1991).

A l'éclosion, la respiration des larves est cutanée chez les Téléostéens. Mais elle est également assurée par des capillaires de la paroi mésoblastique de la vésicule vitelline

(Grasse 1965, Beaumont et Cassier 1987). Plus tard, elle devient essentiellement branchiale avec le développement des branchies.

La structure du tube digestif des Téléostéens est très variable (Verigina 1990). La digestion larvaire est différente de celle des adultes (Tanaka 1971, Alliot 1979). La connaissance de l'ontogenèse de l'appareil digestif des jeunes stades de perche est un préalable nécessaire à l'évaluation des possibilités de prise de nourriture.

A l'éclosion, le tube digestif apparaît chez la plupart des Téléostéens sous la forme d'un tube rectiligne sans différenciation (Blaxter 1969) ; puis sa morphologie évolue très rapidement. Un certain nombre de changements histologiques interviennent après la première alimentation exogène : les replis de la muqueuse se développent graduellement et le tube présente des différenciations régionales distinctes (Stroband et Dabrowski 1979). La définition des segments intestinaux ne bénéficie pas d'unanimité (Gas et Noaillac-Depeyre 1979). Mais on distingue habituellement trois segments. Le rôle des deux premiers dans la digestion des aliments et l'absorption des trois principaux constituants des aliments (lipides, protéines et glucides) est connu chez de nombreuses espèces (Iwai 1968, Gas et Noaillac-Depeyre 1979, Noaillac-Depeyre et Gas 1979, Ash 1985, Léger 1985). L'absorption des nutriments dans le tube digestif dépend du degré d'activité de la phosphatase alcaline dans les entérocytes (Kaltenbach *et al.* 1977). De la région antérieure à la région postérieure de l'intestin, on note un gradient décroissant de l'activité de la phosphatase alcaline qui devient nulle dans la région postérieure (Stroband et Dabrowski 1979). Le troisième segment sert essentiellement à l'évacuation des déchets issus de la digestion des aliments ingérés.

Chez certains Téléostéens, bien après la phase larvaire, des appendices résultant d'une évagination de la région antérieure de l'intestin apparaissent : ce sont les coeca pyloriques ; leur nombre varie selon les espèces (Bergot 1979). La perche en possède trois (Chevey 1925, Craig 1987). Ils présentent la même structure histologique que l'intestin antérieur (Végas-Velez 1972). Les seules différences entre les coeca pyloriques et l'intestin antérieur concernent le relief des villosités, l'épaisseur relative des couches musculaires, la proportion de cellules à mucus et la taille des microvillosités des entérocytes (Bergot 1979, Barnabé 1991). Leur rôle dans l'absorption des lipides est connu chez plusieurs espèces (Bauermeister *et al.* 1979, Léger 1985). Ils constituent un facteur d'augmentation de la surface de la muqueuse intestinale et contribuent aussi à allonger le temps de transit des aliments (Kapoor *et al.* 1975, Fange et Grove 1979).

La vessie natatoire procède d'une évagination de l'oesophage (Baer 1958, Chevey 1958). Chez la perche, Craig (1987) la situe dorsalement dans la cavité péritonéale, au-dessous des reins. Elle joue un rôle d'organe hydrostatique (Craig 1987). La mince paroi de la vessie porte la glande à gaz constituée de petits réseaux artériels dont les modifications de pression sanguine déterminent le passage du gaz à travers la paroi de la vessie (Baer 1958). A partir d'un certain stade, la vessie natatoire ne communique plus avec le tube digestif car le canal pneumatique a sa deuxième extrémité aplatie et fermée. L'air atmosphérique ne pénètre plus dans la vessie natatoire. La larve de perche est physostome, l'alevin physocliste puisque le canal pneumatique se résorbe progressivement (Chevey 1925).

Le foie et le pancréas sont en général fonctionnels, au moins en partie, dès la première alimentation exogène (Stroband et Dabrowski 1979). Chez la larve du bar (*Dicentrarchus labrax*), des ébauches de foie et de pancréas, en place dès l'éclosion, ne sont pas fonctionnelles pendant 3 à 4 jours, période pendant laquelle la bouche n'est pas encore ouverte (Alliot 1979).

L'appareil urinaire des larves de Téléostéens est un pronéphros généralement fait d'un seul néphron glomérulé fermé. Ce n'est que plus tard que le mésonéphros se met en place par bourgeonnement dans la région postérieure (Beaumont et Cassier 1987).

A l'éclosion, les larves présentent un squelette entièrement cartilagineux qui s'ossifie au fur et à mesure de leur développement. L'identification du stade auquel commence l'ossification du squelette cartilagineux de la larve est importante car ceci implique pour l'alevin de perche des besoins nutritionnels spécifiques.

En vue d'une meilleure pratique de l'élevage larvaire et du sevrage des alevins, cette étude présente le développement des systèmes visuel et digestif ainsi que celui d'autres organes impliqués dans le processus de l'alimentation. Elle s'intéresse aux cinq premières semaines de vie après l'éclosion de la perche.

2. Matériel et méthode.

Afin d'étudier depuis l'éclosion, l'ontogenèse des différents appareils, des larves de perche nourries avec des nauplii d'*Artemia*, sont prélevées quotidiennement. Elles sont fixées pendant au moins 2 jours dans un fixateur topographique : le liquide de Hollande². Ces échantillons sont ensuite rincés à l'eau courante puis à l'eau distillée et conservés dans de l'alcool à 70 °.

Une inclusion classique à la paraffine est effectuée avec l'emploi de barres de Leuckart pour la confection des blocs. La réalisation de coupes sériées est pratiquée avec un microtome de type Minot. Les coupes ont une épaisseur de 7µm. Elles sont collées sur les lames, déparaffinées, puis réhydratées.

La coloration de Mowry³ est appliquée (Martoja et Martoja 1967). Après hydratation, les coupes sont traitées pendant 10 mn par la solution de bleu alcian puis rincées à l'eau distillée. La coloration de fond est pratiquée par l'hématoxyline de Groat-picrofuschine de van Gieson. Elle permet la mise en évidence des mucopolysaccharides acides qui sont colorés en bleu plus ou moins foncé, du tissu conjonctif coloré en rouge ainsi que de certaines inclusions cytoplasmiques. Les noyaux apparaissent en noir. Les lipides sont éliminés pendant l'inclusion sous l'action des différents solvants, notamment le toluène. La coloration de Schiff (PAS) est utilisée pour la mise en évidence de la présence de glycogène dans le foie. Les lames sont observées au microscope optique. Les observations concernent des larves de tout âge inférieur à 5 semaines.

Afin d'éviter toute confusion, la désignation des différentes régions de l'intestin est faite conformément à la définition de Noaillac-Depeyre et Gas (1979). Elle distingue en dehors de l'estomac, un intestin antérieur, un intestin moyen et un intestin postérieur ou rectum (fig. 4).

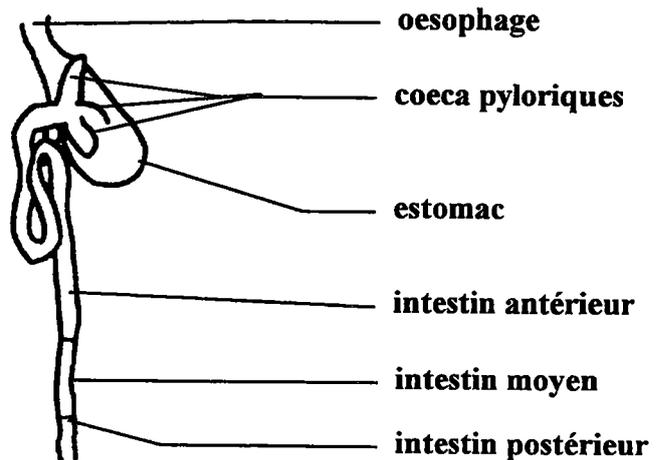


Figure 4 : Tube digestif de *Perca fluviatilis* montrant les différents segments intestinaux, d'après Noaillac-Depeyre et Gas (1979).

² (acétate neutre de cuivre dans 100 ml d'eau distillée, acide picrique à saturation soit 4 grammes; 10 ml de formol et 1 ml d'acide acétique cristallisable)

³ (0,1 g de bleu alcian, 0,5 ml d'acide acétique et 100 ml d'eau distillée, pH = 3,5).

3. Résultats.

L'anatomie de la perche est présentée en planche I, fig.1. Les principales observations sont récapitulées dans le tableau VII.

3.1. L'oeil.

A l'éclosion, l'oeil est compact et présente une choroïde fortement pigmentée. Le cristallin est en contact avec la cornée et la rétine. La chambre postérieure de l'oeil est très peu développée, la cornée est épaisse (planche II, fig. 1). A l'âge de 2 jours, la cornée s'amincit (planche II, fig. 2). A l'âge de 7 jours, le développement du cristallin se poursuit et la chambre antérieure s'agrandit ; la cornée est encore en contact avec le cristallin (planche II, fig. 3). A 21 jours, le cristallin et la chambre postérieure sont bien développés (planche II, fig. 4). Parmi les cellules visuelles de la rétine, on n'observe que des cônes à l'éclosion. Les bâtonnets sont absents ainsi que les doublets de cônes (planche III, fig 1). Seuls les cônes simples présents se développent jusqu'à la fin de la deuxième semaine (planche III, fig. 2). Les bâtonnets ne sont observés qu'à partir de l'âge de 26 jours et sont minoritaires (planche III, fig. 3). A partir de ce stade, les doublets de cône se multiplient ainsi que les bâtonnets (J33 : planche III, fig. 4).

3.2. L'oreille interne.

Dès l'éclosion, on peut observer symétriquement au niveau postérolatéral du neurocrâne, un système de trois cavités : ce sont les vésicules auditives de l'oreille interne. Le labyrinthe membraneux logé à l'intérieur de la capsule otique est en cours de formation. La capsule est encore cartilagineuse (planche IV, fig. 1). Deux semaines après l'éclosion, on observe un début de formation d'otolithe (planche IV, fig 2). A 21 jours, on n'observe pas de calcification de l'otolithe.

3.3. Les branchies.

Les arcs branchiaux sont très simples à l'éclosion (planche V, fig. 1). Ils sont formés d'une baguette cartilagineuse, de deux vaisseaux sanguins et d'une gaine épithéliale. Aucune lamelle branchiale n'est présente. L'âge de 2 jours est marqué par un début de bourgeonnement de lamelles primaires. A 7 jours, on observe la présence de filaments branchiaux portant 1 ou 2 lamelles secondaires et d'intenses bourgeonnements de lamelles primaires (planche V, fig. 2). A 3 semaines, 7-8 lamelles secondaires sont présentes (planche V, fig. 3).

Tableau VII : Récapitulatif des observations faites sur des perches âgées de 0 à 33 jours, nourries avec *Artemia*.

Réf. des planches	AGE Longueur totale (mm) ORGANES	J0 (jour d'éclosion) 6	J2 6-7	J7 8	J9 8-9	J14 12	J21 15	J33 20	
II	L'OEIL	<i>Cristallin et cornée</i>	Très gros, en contact avec la rétine et la cornée épaisse.	Amincissement de la cornée.	Volume important. Contact avec la cornée.		Bien différencié.		
II		<i>Chambre postérieure</i>	Peu visible.	Début de formation.	Bien développée.		Très bien développée		
III		<i>Rétine</i>	Cellules visuelles de type pur cône ; Abscense de doublets de cônes et de bâtonnets.	idem.	idem.	idem.	idem.	idem. Doublets de cônes.	Cellules en bâtonnet ; Doublets de cônes.
IV	L'OREILLE INTERNE		Présence de vésicules auditives ; début de constitution du labyrinthe.			Développement du labyrinthe.	Apparition de l'otolithé encore cartilagineux qui augmente de volume.		
V	LES BRANCHIES		Baguette cartilagineuse avec deux vaisseaux sanguins, l'un efferent l'autre afferent, des cellules mésenchymateuses. Présence d'une gaine épithéliale. Pas de bourgeons de filaments branchiaux.	Début de bourgeonnement des filaments branchiaux.	Apparition de bourgeons de filaments branchiaux ; Présence de 1-2 lamelles secondaires.	Nombreux bourgeons de filaments branchiaux. Présence de 3-4 lamelles secondaires.	Début d'ossification du squelette branchial ; Présence de 7-8 lamelles secondaires.	Poursuite de l'ossification du squelette branchial. Présence de 8-10 lamelles secondaires.	
VI	L'APPAREIL DIGESTIF ET ANNEXES	<i>Bouche</i>	Ouverte.						
VI		<i>Oesophage</i>	Ouvert mais étroit ; surface interne plissée et présence de cellules à mucus.						
VII		<i>Vessie natale</i>	Se localise sous la corde dorsale dans la région antérieure du tronc Non fonctionnelle (pas remplie).	Remplissage de la vessie par de l'air atmosphérique.					
VIII		<i>Estomac</i>	Présent et identifiable mais non différencié ; pas de distinction morphologique régionale ; muqueuse plissée.	Poursuite de la différenciation jusqu'à J7 : région antérieure plissée et région postérieure lisse ; présence de mucus.	Bien développé et fonctionnel.				
IX		<i>Intestin antérieur et moyen</i>	Epithélium de la muqueuse lisse Non différencié.		Différenciation régionale.				
X		<i>Coeca pyloriques</i>					Bourgeonnement de la région postérieure de l'intestin antérieur.	Apparition et développement.	Développement des trois coeca pyloriques.
XI		<i>Intestin postérieur (rectum)</i>	Non différencié. Villosités non encore bien individualisées. Lumière rétrécie. Présence de mucus.		Individualisation de 2 régions : les plis de l'épithélium de la muqueuse sont proéminents dans la région terminale.				
XI		<i>Anus</i>	Ouvert.						
XII		<i>Foie</i>	Compact mais développé et fonctionnel. Cellules caractéristiques par leur organisation en lobules ; présence de VCL*.		Mise en évidence de la fonction de stockage par la présence de vacuoles.		Développement des cellule Gros noyaux, nucléole et des capillaires sanguins	Importantes réserves lipidiques.	
XIII		<i>Vitellus</i>	Massif, surplombé par une goutte d'huile ; en connexion avec le foie.	Début de résorption.		Persistance de la goutte d'huile.	Résorption complète.		
XIV	<i>Pancreas</i>	Présent et compact. Petites cellules avec des noyaux arrondis en position centrale.		Identification des structures endocrine et exocrine.				Diffusion des îlots pancréatiques.	
XV	LE SQUELETTE AXIAL : CORDE		Typique - structure vacuolaire.				Début d'ossification.	Poursuite de l'ossification du squelette.	
XVI	LE SYSTEME URINAIRE	<i>Rein</i>	Tubule pronéphrotique céphalique et tissu lymphoïde.			Glomérule pronéphrotique.	Tubule pronéphrotique et ébauche mésonéphrotique.	Organisation du mésonéphros fonctionnel.	
Autres observations		Regroupement au fond du bac ; mouvements irréguliers ; chute quasi libre après remontée en surface ; larve très peu pigmentée : tête transparente, mais oeil (la choroïde) fortement pigmenté en noir ; cellules pigmentaires étoilées sur le vitellus ; gros chromatophore sur le rectum ; tube digestif quasi rectiligne.		Première prise d' <i>Artemia</i> ; comportement de chasse ; nage coordonnée ; hototaxie positive ; répartition homogène dans le bac ; instinct grégaire.	Intense pigmentation ; nage oblique chez quelques larves ; Instinct grégaire ; Recherche de lumière. Hétérogénéité en taille et comportement de dominance.	Voracité remarquable ; digestion rapide ; le tube digestif (l'intestin) forme une boucle complète.		Cannibalisme dès le 15 ^{ème} jour.	

* VCL = veine centro-lobulaire.

3.4. L'appareil digestif et ses annexes.

La bouche est ouverte dès l'éclosion (planche VI, fig. 1). L'oesophage est étroit et présente une surface plissée avec de nombreuses cellules à mucus. La structure pariétale est classique avec les trois tuniques : séreuse, musculuse et muqueuse (planche VI, fig. 2-3).

La vessie natatoire, présente dès l'éclosion, se localise sous la corde dorsale dans la région antérieure du tronc. Elle présente une paroi relativement épaisse et un réseau de vaisseaux sanguins (planche VII, fig. 1). Elle n'est pas fonctionnelle à l'éclosion car non remplie d'air. Chez la plupart des larves observées, le remplissage intervient dans les 72 heures qui suivent l'éclosion. A l'âge de 7 jours, la vessie se dilate et sa paroi s'amincit ; le canal pneumatique est présent mais va se résorber (planche VII, fig. 2).

L'estomac n'est pas différencié à l'éclosion. La muqueuse plissée, ne présente pas de différenciation régionale (planche VIII, fig. 1). A l'âge de 2 jours, il est fonctionnel : des proies en digestion sont présentes. Deux régions se distinguent : la région cardiaque, située antérieurement, avec une muqueuse plissée et l'épithélium formé de cellules cylindriques à bordure en brosse ; la région postérieure avec une muqueuse lisse dont les cellules sont recouvertes de mucus (planche VIII, figs 2-5). Le développement de l'estomac se poursuit, et dès l'âge de 7 jours, la présence de proies plus fragmentées indique une digestion gastrique plus poussée (planche VIII, fig. 5).

A l'éclosion, l'intestin n'est pas bien différencié (planche IX, fig. 1). L'épithélium de la muqueuse de la partie antérieure est lisse et ne montre pas de différenciation. A l'âge de 7 jours, on distingue l'intestin antérieur et l'intestin moyen (planche IX, fig. 2). Au point de vue du relief intestinal, la muqueuse de l'intestin antérieur est lisse chez des larves de 7 jours, alors qu'on observe des plis de plus en plus développés au niveau de l'intestin moyen (planche IX, figs. 2-3). Les cellules épithéliales de la muqueuse intestinale sont des cellules absorbantes, cylindriques, à bordure striée (planche IX, figs 4-6).

Dès J14, trois bourgeons apparaissent au niveau de l'intestin antérieur. Ils forment les trois coeca pyloriques à 21 jours (planche X, fig. 1). Leur muqueuse présente des villosités bien développées avec des puits. On observe des cellules cylindriques absorbantes très allongées à l'âge de 33 jours (planche X, figs. 2-3).

Le rectum ou intestin postérieur est identifiable dès l'éclosion (planche XI, fig. 1). Il peut être fonctionnel puisque son extrémité postérieure se termine par une ouverture anale bien visible (planche XI, fig. 2). L'épithélium de la muqueuse est plissé. On note aussi la présence d'une valvule au niveau de la jonction intestin moyen - rectum (planche XI, fig. 3). Chez des larves de 7 jours, les villosités de la région anale sont plus proéminentes que celles de la région antérieure du rectum (planche XI, figs. 4-5).

Le foie est compact à l'éclosion (planche XII, fig.1). Il est bien développé et fonctionnel. Les hépatocytes sont de grandes cellules polyédriques, à gros noyau et nucléole bien visible, caractéristiques, avec une organisation typique en lobules hépatiques. Il y a peu de circulation sanguine. Une semaine après l'éclosion, la fonction de stockage peut être mise en évidence sur les coupes histologiques par la présence de grandes cellules vacuolisées du fait de la présence de lipides, avec du cytoplasme peu colorable. Le stockage de glycogène n'est pas mis en évidence jusqu'à l'âge de 33 jours (coloration PAS négative). La circulation sanguine se développe au sein des trabécules conjonctifs hépatiques (planche XII, fig. 2). A l'âge de deux semaines, le développement se poursuit avec un réseau fonctionnel de canalicules biliaires et de capillaires sanguins (planche XII, fig. 3). L'accumulation de lipides semble accrue à l'âge de trois semaines (planche XII, fig. 4).

Le vitellus, massif à l'éclosion, est surplombé par une goutte d'huile. Il est isolé du tube digestif, mais en connexion par les veines vitellines avec le foie, par lequel l'hydrolyse et l'absorption du matériel vitellin s'accomplissent (planche XIII, figs.1-2). La résorption vitelline dont le début est constaté dès l'âge de deux jours, s'achève à 7-9 jours mais un résidu de la goutte d'huile persiste. A deux semaines, la résorption est complète.

Le pancréas présent à l'éclosion, est compact, dans un espace délimité par le foie et l'estomac (planche XIV, fig. 1). Les cellules sont petites avec un noyau arrondi, en position centrale. A l'âge de 15 jours, le pancréas présente une organisation en acini pancréatiques exocrines entourant des îlots de Langerhans bien vascularisés, à fonction endocrine (planche XIV, fig. 2).

3.5. Le squelette axial.

Encore cartilagineuse à l'éclosion, la corde dorsale est typique, et présente de grandes cellules polyédriques vacuolisées (planche XV, fig. 1). L'ossification commence au niveau des centres vertébraux à l'âge de 21 jours avec persistance des cartilages intervertébraux (planche XV, fig. 2).

3.6. Le système urinaire.

A l'éclosion, le rein est céphalique. Il est formé d'un tubule pronéphrotique et d'un tissu hématopoïétique (planche XVI, figs. 1-2). Le développement du rein progresse de la région céphalique vers la région postérieure par bourgeonnement le long du canal. Ce n'est qu'à partir de la fin de la troisième semaine, que le mésonéphros observé après l'âge de 14 jours, s'organise avec de nombreux glomérules de Malpighi et des néphrons différenciés (planche XVI, fig. 2). Par sa position postérodorsale, il est également désigné Opistonéphros.

4. Discussion.

Les observations de cette étude confirment les résultats antérieurs : l'oeil n'est pas complètement formé à l'éclosion des larves. En effet, le cristallin et la chambre postérieure ne se développent complètement que plus tard. Or, la chambre postérieure renferme l'humeur vitreuse dont le rôle est connu dans la transmission de la lumière, le transfert des métabolites, le maintien du cristallin en place et le maintien du manteau interne de la rétine en apposition avec le manteau externe (Ham et Cormack 1979). De plus, les observations des coupes de la rétine indiquent qu'il n'existe que des cônes simples à l'éclosion et que les doublets de cône ainsi que les premiers bâtonnets apparaissent plus tard, entre 21 et 33 jours. Guma'a (1982) observe chez *P. fluviatilis* les doublets lorsque les larves mesurent 15 mm, soit environ au même âge que lors de la présente étude. Aucune cellule en bâtonnet n'est observée avant la fin de la troisième semaine. Ceci est contraire aux observations de Ahlbert (1973) qui les identifie deux jours après l'éclosion. Par contre, nos résultats font état de l'apparition de bâtonnets à un stade (J33, 20 mm) inférieur à celui de Guma'a (1982) (26-40 mm). Ainsi, la localisation et la capture des proies au stade larvaire doivent dépendre davantage d'autres stimuli (tactiles ou olfactifs par exemple) que de facteurs visuels. Dabrowski (1984) signale en effet que d'autres organes des sens tels que ceux de la ligne latérale, de l'ouïe ou du goût, doivent être impliqués dans le processus de détection, capture, reconnaissance et ingestion des proies. De nombreuses autres espèces présentent jusqu'à la métamorphose, une rétine de type pur cône, bien que l'adulte possède les deux types : cônes et bâtonnets. L'acuité visuelle des larves de ces espèces est donc généralement plus faible que celle des adultes (Blaxter 1969). Après la métamorphose des perches, la vision s'affine et se précise. La vision des perches ne commence vraiment à être effective que vers l'âge d'un mois. La rétine présente à ce moment des cônes simples, des doublets de cônes et des bâtonnets.

A l'éclosion, l'oreille interne, véritable organe sensoriel stato-acoustique (Beaumont et Cassier 1987) n'est pas fonctionnelle. Elle ne le devient qu'à partir de la formation complète de l'otolithe, environ trois semaines après l'éclosion. La larve est donc peu sensible aux vibrations acoustiques et doit avoir des difficultés de positionnement.

Les branchies étant peu développées à l'éclosion, leur rôle dans l'oxygénation du sang et l'excrétion est limité jusqu'à l'âge de 7 jours. Le mésonéphros s'ébauche environ trois semaines après l'éclosion ; jusqu'à ce stade, la capacité d'excrétion du rein est limitée. Chevey (1925) observe que le tubule pronéphrotique persiste jusqu'à 12,5 mm, mais est absent à 20 mm. Dans la perspective d'un élevage larvaire en milieu contrôlé, la qualité de l'eau en termes de teneur en oxygène et de produits azotés dissous semble être un facteur déterminant jusqu'à l'âge de 5 semaines. A ce stade, les filaments branchiaux portent

plusieurs lamelles secondaires (8-10 paires). Le mésonéphros présente la structure rénale de la perche adulte. Par conséquent, les branchies et les reins peuvent assumer convenablement leurs fonctions respectives : respiration, excrétion et osmorégulation (pour les branchies), excrétion et hématopoïèse (pour les reins) dans les limites des charges en produits azotés de l'eau couramment rencontrées en milieu d'élevage intensif.

L'ossification du squelette cartilagineux implique une modification des besoins nutritionnels de la perche. Elle commence dès la fin de la troisième semaine. Par conséquent, une alimentation artificielle doit en tenir compte dès la fin de la deuxième semaine.

Les ouvertures buccale et anale indiquent que les larves à l'éclosion, peuvent ingérer des proies de calibre convenable et évacuer les produits non assimilés. Pourtant, les nauplii d'*Artemia* ne sont observés qu'à partir de l'âge de 2 jours dans l'estomac des larves. Ceci peut simplement s'expliquer par une inadéquation (calibre, vitesse de déplacement) de cette proie avec les capacités de la larve à l'éclosion. La présence de proies en digestion implique une sécrétion gastrique assurée par des cellules glandulaires de la région antérieure de l'estomac alors que leur transit vers l'intestin est facilité par le mucus sécrété dans la région postérieure par des cellules à mucus. La différenciation régionale de l'intestin dès l'âge de 2 jours suggère la possibilité d'absorption des principaux constituants de l'aliment (lipides, glucides et protéines). A l'éclosion, la non différenciation du tube digestif n'implique pas cependant une impossibilité de digestion. A ce stade, l'aliment est souvent digéré près de la région anale (Blaxter 1969). L'apparition des coeca pyloriques améliore l'efficacité de l'absorption intestinale (Bergot 1979). Ce stade (J21), qui correspond au début de l'ossification de la corde, est important dans l'amélioration de la digestion chez les larves de perche.

Le foie intervient dans la résorption vitelline et la circulation sanguine. Il est fonctionnel dès l'éclosion mais son développement se poursuit intensément jusqu'au stade J14 avec l'observation de canalicules biliaires. Impliqué dans la digestion des proies ingérées, le pancréas est fonctionnel au plus tard à l'âge de deux jours.

5. Conclusion.

Il apparaît au terme de cette étude, que chez les larves de perches nourries avec les nauplii d'*Artemia* à la température constante de 21 °C, quatre stades se succèdent au cours de leur développement entre 0 et 33 jours.

Stade 1 : éclosion.

Le **système visuel**, les **branchies** et le **rein** sont peu développés. La **vessie** n'est pas remplie et l'appétit à la nage des larves est faible. Ce stade exige une attention particulière dans les programmes d'élevage intensif des larves.

Stade 2 : début d'alimentation exogène

Les nauplii d'*Artemia* peuvent être **ingérés** et **digérés** dès l'âge de deux jours ; la vessie natatoire est remplie. Toutefois, les branchies et le rein n'ont pas encore toute leur efficacité.

Stade 3 : résorption complète du vitellus (y compris celle de la goutte d'huile).

A l'âge de 14 jours, le foie est bien développé. Dès ce moment, une **alimentation exogène** acceptée par les alevins doit être **copieuse**.

Stade 4.

L'âge de 21 jours est marqué par l'amélioration significative du **système visuel**, l'ossification du **squelette**, l'apparition des **coeca pyloriques**, le développement du **système branchial** et l'ébauche du **mésonephros**. La substitution d'une alimentation naturelle par une **alimentation artificielle** peut être envisagée. Les particules inertes peuvent être mieux identifiées et capturées, la **digestion** devient plus efficace.

Chapitre III : Croissance larvaire en milieu d'élevage.

CHAPITRE III : CROISSANCE LARVAIRE EN MILIEU D'ELEVAGE.

1. Introduction.

Le principal facteur qui permet de contrôler les deux périodes critiques, larvaire et post larvaire (résorption vitelline et métamorphose), au cours de l'élevage des poissons consiste en une alimentation adéquate et suffisante (Yasunaga 1975).

La larve de perche (Genre *Perca*) est un prédateur visuel (Dabrowski 1982, Treasurer 1990). Il y a cependant d'autres sens que la perception visuelle qui sont impliqués dans le comportement alimentaire larvaire puisque leur vision est faible et pourtant, elles s'alimentent (Guma'a 1982). Lorsque la détection visuelle des proies est faible ou inefficace, la détection mécanique devient un comportement prédominant dans l'activité des larves (Jacobs 1978). La densité des différents organismes zooplanctoniques est un facteur important puisque ces proies en mouvement produisent de fortes vibrations de l'eau facilement détectables par les poissons ayant des organes sensoriels de la ligne latérale (Dabrowski 1982). Les larves du walleye *Stizostedion vitreum* n'ingèrent pas des Copépodes mais acceptent des Rotifères lorsqu'ils sont fournis en forte densité (Mathias et Li 1982). Les proies sont capturées après avoir été repérées grâce à divers stimuli (visuels, mécaniques, ou autres). En milieu d'élevage, une forte circulation de l'eau destinée à induire et maintenir les particules alimentaires en mouvement perturbe les larves qui ne supportent pas un fort courant (Yasunaga 1975). Les larves de perchaude de moins de 9,5 mm ne peuvent supporter une vitesse de courant de plus de 3 cm.s⁻¹ (Heidinger et Kayes 1986).

Plusieurs études sont consacrées à l'effet de la taille de l'ouverture buccale de larve de perchaude sur la sélection des proies (Wong et Ward 1972, Mills *et al.* 1984, Bremigan et Stein 1994). Cette taille de l'ouverture buccale permet d'expliquer 67 % de la variabilité de la taille moyenne des proies ingérées par la larve (Schael *et al.* 1991). Brown et Dabrowski (1995) estiment que la larve de la perchaude peut ingérer des proies atteignant 190 µm en largeur.

En milieu d'élevage, il existe plusieurs modalités d'alimentation des larves de poisson. Les larves peuvent être nourries classiquement avec des proies vivantes, ce qui exige un élevage parallèle de ces proies. L'utilisation d'organismes zooplanctoniques congelés constitue une autre possibilité. Certaines larves sont nourries directement avec de l'aliment artificiel dès leur première prise ce qui présente tout de même l'inconvénient d'une détérioration rapide de la qualité de l'eau (Yasunaga 1975). Enfin, une combinaison de deux ou des trois modalités précédentes est possible. Holt (1991) estime que la meilleure combinaison consiste à nourrir les larves de poissons simultanément avec des proies vivantes et de l'aliment artificiel pendant un certain temps avant de réduire graduellement la part des proies vivantes jusqu'à les éliminer complètement.

Les larves de *Carassius auratus* peuvent être élevées avec des taux de survie élevés en leur distribuant de l'aliment artificiel (Abi-Ayad et Kestemont 1994). Tamazouzt (1995) indique des taux de survie moyens de l'ordre de 25 % en nourrissant pendant quinze jours à 19,7 - 20,8 °C des lots de larves de perche fluviatile avec un aliment artificiel. Mais, généralement, les

études concernant le nourrissage des larves de perche avec un aliment artificiel n'ont mené qu'à une extinction quasi-totale des lots au bout de deux semaines sans acceptation de l'aliment (Mansuetti 1964, Dreyer 1987 in Wang et Eckmann 1994, Vlavourou 1991). Il est préférable d'envisager aussi l'élevage larvaire de la perche avec des proies vivantes. Les larves de perchaude sont élevées en bassins fertilisés où elles se nourrissent d'organismes zooplanctoniques (en particulier de Rotifères) de taille appropriée (West et Léonard 1978, Heidinger et Kayes 1986, Dabrowski *et al.* 1991, Brown et Dabrowski 1995). Mais le démarrage des prolarves avec des proies vivantes a connu des résultats variés en fonction des proies (zooplancton) et de ses caractéristiques biologiques. Awaïss *et al.* (1992) confirment en milieu d'élevage expérimental, l'adéquation des Rotifères *Brachionus calyciflorus* comme proies de démarrage des perches fluviatiles. Hinshaw (1985) met en évidence la capacité des larves de perchaude sous certaines conditions (d'intensité lumineuse et de contraste proie - bac), à ingérer des nauplii d'*Artemia*. Cependant, Heidinger et Kayes (1986) estiment qu'avant la taille de 13 mm, les nauplii d'*Artemia* ne constituent pas des proies adéquates pour l'élevage de la perchaude. Fiogbé *et al.* (1995) obtiennent 75,8 % de survie et un TCS de 12,5 %·j⁻¹ en nourrissant les prolarves de perche successivement avec *B. calyciflorus* pendant 10 jours, puis avec *Artemia* les trois semaines suivantes. A 20 °C, les taux de survie enregistrés au bout de 13 jours d'alimentation des larves de perche avec des Rotifères collectés en milieu naturel varient en fonction de la densité des proies. Le meilleur taux de survie (41,7 %) et la meilleure croissance sont détenues par le groupe des larves nourries à la densité de 6000 Rotifères par litre (Wang et Eckmann 1994).

En raison de la grande disponibilité d'*Artemia*, de leur facilité de production massive et de l'aptitude à l'enrichissement de leurs nauplii, ce crustacé zooplanctonique constitue une proie intéressante pour les larves élevées en structures d'élevage hors sol. Des essais d'élevage larvaire sont réalisés. Ils visent à tester l'acceptation d'un aliment artificiel (L ou N) ou de nauplii d'*Artemia* par les prolarves de perche sous différentes conditions d'élevage. Les performances zootechniques et un modèle de croissance des larves de perche sont recherchées.

2. Matériel et méthode.

2.1. Obtention des larves de perche.

Des rubans d'embryons de perche issus du milieu naturel sont placés dans de petites cages d'incubation. Chaque ruban d'embryons est pesé, son biovolume est déterminé et un échantillon est prélevé. L'échantillon est dénombré. L'incubation du ruban et de l'échantillon est réalisée séparément. Elle a lieu au cours de la deuxième quinzaine du mois d'avril. L'eau courante est utilisée. A l'installation des embryons, la température de l'eau est de 15°C. La température est augmentée progressivement et après 72 heures d'incubation, elle avoisine 19 °C. Les larves issues des éclosions des échantillons d'embryons sont dénombrées afin de calculer le taux d'éclosion qu'on extrapole à l'ensemble du ruban. Les éclosions s'étalant sur une période d'une durée de 3 à 4 jours pour un même ruban d'embryons, le jour d'éclosion massive (au moins 50 % d'éclosion) est choisi comme étant la date d'éclosion des larves, sauf indication contraire.

2.2. Structures d'élevage.

Les dispositifs d'élevage I et III sont utilisés. Le dispositif I est utilisé tel quel ou modifié en s'inspirant du modèle de Charlon et Bergot (1984). Ainsi, dans chaque bac du dispositif I, 7 cm au dessus du fond, sont installés 3 petits bacs en plexiglass (fig. 5). Cette installation ne compromet pas la circulation de l'eau, ni son renouvellement continu au fond des bacs. Le volume utile de chacun de ces bacs internes est de 10 litres (32 cm X 17 cm X 19 cm). Chacune de leur paroi comporte un orifice de 33 ou 112 cm², sur lequel une toile à blutter (150 µm de maille) est appliquée et tient lieu de crépine (fig. 5).

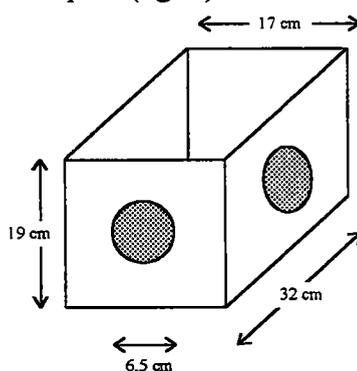


Figure 5 : Bac interne du dispositif I destiné à l'élevage larvaire.

Un dispositif permet l'éclairage des bacs avec un réglage de l'intensité de 500 à 1500 lux grâce à des couvercles de transparence variable. Lorsque les lots de larves sont maintenues à l'obscurité jusqu'à leur première alimentation, des couvercles opaques sont également utilisés. La photopériode est également réglable.

2.3. Aliments utilisés.

Les aliments utilisés sont, soit des nauplii fraîchement éclos d'*Artemia* (stade I), soit des aliments composés secs (L et N) distribués en continu.

2.4. Mode opératoire.

Les essais d'élevage larvaire sont généralement effectués par séquences de deux semaines d'alimentation afin d'évaluer les paramètres de démarrage larvaire (viabilité larvaire, acceptation de l'aliment, comportement des larves, état de la vessie natatoire) et d'établir en fonction de l'aliment utilisé leurs performances zootechniques : croissance et survie.

Les larves de perche ne supportent pas un fort courant (Heidinger et Kayes 1986). En conséquence, les tests ont lieu sans circulation d'eau (expérience I), ou en condition de débit réduit (expérience II). L'expérience I est réalisée en milieu non renouvelé, dans des bacs cylindro-coniques (dispositif III) ou à fond rectangulaire (dispositif I). L'optimisation des conditions d'élevage requiert un renouvellement continu de l'eau. Le débit de l'eau doit être cependant supportable par les perches afin de réduire les risques de stress et les dépenses énergétiques. L'eau courante est utilisée en circuit ouvert lors de l'expérience II. Ceci est facilité par l'emploi de petits bacs installés à l'intérieur des bacs du dispositif I. Ces petits bacs internes permettent également l'élevage de petits effectifs de larves comptées exhaustivement.

Au cours de l'expérience I, trois tests ont porté successivement sur :

- l'usage d'aliment composé pour nourrir les larves de perche au cours de leurs 14 premiers jours (test I1, tableau VIII) ;
- l'utilisation d'*Artemia* comme proies vivantes pour assurer l'alimentation des larves pendant les 16 premiers jours (test I2, tableau VIII) ;
- l'effet d'une faible teneur en eau de mer du milieu d'élevage sur la survie des larves de perche pendant 28 jours (test I3, tableau VIII).

Au cours de l'expérience II, trois autres tests ont porté sur :

- l'incidence du jeûne préalable à la première alimentation des larves sur leur croissance et leur survie après 14 jours d'alimentation (test II1, tableau VIII) ;
- l'acceptation quotidienne des proies distribuées en fonction des dates réelles d'éclosion pendant la première semaine de vie (test II2, tableau VIII) ;
- l'effet sur la croissance et la survie des perches d'une utilisation prolongée d'*Artemia* pendant 4 semaines : (test II3, tableau VIII).

Tableau VIII : Récapitulatif des tests des deux expériences d'élevage larvaire.

Expérience		I			II		
		II	I2	I3	II1	II2	II3
Paramètres							
Aliment artificiel	N	oui					
	L	oui					
Souche de <i>Artemia</i>	sélectionnée (souche B)		oui	oui	oui	oui	oui
	non sélectionnée (souche A)		oui				
Milieu d'élevage contenant de l'eau de mer				oui			
Nombre de lots		12	5	6	4	10	7
Effectif total		10000	33000	6600	8900	4490	335
Dispositif expérimental		I et III	III	III	I	I	I
Durée (jours)		14	16	28	14	14	14
Température		21	21	21	21	21	23
Récapitulatif des facteurs testés au cours des 2 expériences	aliment	oui	oui				oui
	renouvellement continu de l'eau				oui	oui	oui
	salinité (0, 2 et 4 ‰)			oui			
	jeûne préalable à la 1ère alimentation					oui	
date d'éclosion					oui		
Descripteurs		survie croissance	survie croissance	survie croissance	survie croissance	survie croissance	survie croissance

2.4.1. Elevage en milieu non renouvelé. (Expérience I).

Les larves mortes et les dépôts d'aliment non ingéré sont quotidiennement siphonnés et l'eau ainsi évacuée est remplacée. L'éclairage des bacs est de 1000 lux à la surface de l'eau. La température moyenne d'élevage est de 21 ± 1 °C.

2.4.1.1. Utilisation d'aliment artificiel sec (expérience I, test 1).

L'objectif est de tester l'acceptation d'aliment composé sec au cours d'une première phase d'élevage larvaire de 14 jours. Les deux aliments composés N et L (tableau VIII) sont utilisés parce qu'ils sont déjà en usage pour l'élevage larvaire d'autres poissons carnassiers. Ils sont testés parce que leur différence fondamentale réside dans le niveau de leurs teneurs en acides gras hautement insaturés (AGHI), (tableau V).

Les larves de perche sont siphonnées à partir de la date d'éclosion massive et réparties en différents lots. Huit bacs rectangulaires de 40 l de volume utile (dispositif I) et 4 bacs cylindro-coniques de 100 l (dispositif III) sont utilisés. L'alimentation commence le jour suivant leur installation. La distribution est effectuée en continu de 09 h à 18 h à l'aide de nourrisseurs à tapis. Un à 2 siphonnages de l'aliment non ingéré ont lieu quotidiennement afin de disposer d'une eau peu trouble. Les longueurs des larves sont mesurées au début et à la fin du test. Les larves survivantes sont dénombrées en fin d'essai.

2.4.2.2. Effet de jeûne préalable sur la survie et la croissance des larves. (Expérience II, test 1).

A l'éclosion, les larves de nombreuses espèces de poissons d'élevage sont très petites. La vie prélarvaire est marquée par une croissance en longueur grâce aux réserves vitellines et par le développement de certains organes car l'éclosion n'est pas définie par un stade ontogénique précis (Braun 1971). Pour des espèces tel que le bar *Dicentrarchus labrax*, c'est à l'issue de la phase prélarvaire que la bouche s'ouvre, et que certains organes vitaux tels que les yeux et le tube digestif deviennent fonctionnels (Barnabé 1986). Pour ces raisons, en milieu d'élevage, les larves sont maintenues à jeûn pendant une période de durée variable selon les espèces et correspondant à la durée de la phase prélarvaire (tableau IX).

Tableau IX : Durée de jeûne après l'éclosion chez quelques espèces de poissons d'élevage.

Espèces	Longueur de la larve à l'éclosion (mm)	Durée de jeûne après l'éclosion (jours)	Auteurs
<i>Sillago ciliata</i>	2,5	3	Battaglione <i>et al.</i> 1994
<i>Epinephelus taurina</i>	1,7 - 2,2	3	Jica 1987
<i>Sparus aurata</i> (daurade)	2,8	2 - 3	Klaoudatos 1989
<i>Dentex gibbosus</i>	2,1	2,5	Fernandez-Palacios <i>et al.</i> 1994
<i>Dicentrarchus labrax</i> (bar)	3,2	4	Barnabé 1986 ; 1991
<i>Lates calcarifer</i>	2 - 2,5	1	Jica 1987
<i>Paralichthys olivaceus</i>	2,4 - 2,9	2	Jica 1987
<i>Mugil cephalus</i> (mulet)	2,6	2	Jica 1987
		1	Murashige <i>et al.</i> 1991
<i>Coregonus lavaretus</i>	12 -13	3	Rösch et Segner 1990
<i>Colossoma macropomum</i>	3,8	14	Jica 1987
<i>Clarias spp</i>	8	3	De Kimpe et Micha 1974 ; Jica 1987

La longueur totale (LT) de la larve de perche à l'éclosion dépend de la température d'incubation des oeufs et peut aller de 4,7 mm (à 6 °C) à 6,4 mm (12-16 °C) (Wang et Eckmann 1994). La consommation active de proies ne débute chez la perchaude qu'à 7,2 mm de LT, donc un certain temps après l'éclosion (Craig 1987). Enfin, ce n'est qu'à partir de 4-5 jours après l'éclosion que plus de 50 % des larves de perche ingèrent ou adoptent le comportement de chasse des organismes zooplanctoniques vivants collectés en milieu naturel (Ribi 1992, Wang et Eckmann 1994).

Afin d'atteindre une taille et un état de développement leur permettant de consommer activement les nauplii d'*Artemia*, les larves de perche sont soumises à un jeûne préalable. Les

Tableau VIII : Récapitulatif des tests des deux expériences d'élevage larvaire.

Expérience		Test	I			II	
			II	I2	I3	III	II2
Paramètres							
	Aliment artificiel	N	oui				
		L	oui				
Souche de <i>Artemia</i>		sélectionnée (souche B)		oui	oui	oui	oui
		non sélectionnée (souche A)		oui			
Milieu d'élevage contenant de l'eau de mer				oui			
Nombre de lots			12	5	6	4	10
Effectif total			10000	33000	6600	8900	4490
Dispositif expérimental			I et III	III	III	I	I
Durée (jours)			14	16	28	14	14
Température			21	21	21	21	23
Récapitulatif des facteurs testés au cours des 2 expériences	aliment		oui	oui			oui
	renouvellement continu de l'eau					oui	oui
	salinité (0, 2 et 4 ‰)				oui		
	jeûne préalable à la 1ère alimentation						oui
date d'éclosion						oui	
Descripteurs			survie croissance	survie croissance	survie croissance	survie croissance	survie croissance

2.4.1. Elevage en milieu non renouvelé. (Expérience I).

Les larves mortes et les dépôts d'aliment non ingéré sont quotidiennement siphonnés et l'eau ainsi évacuée est remplacée. L'éclairage des bacs est de 1000 lux à la surface de l'eau. La température moyenne d'élevage est de 21 ± 1 °C.

2.4.1.1. Utilisation d'aliment artificiel sec (expérience I, test 1).

L'objectif est de tester l'acceptation d'aliment composé sec au cours d'une première phase d'élevage larvaire de 14 jours. Les deux aliments composés N et L (tableau VIII) sont utilisés parce qu'ils sont déjà en usage pour l'élevage larvaire d'autres poissons carnassiers. Ils sont testés parce que leur différence fondamentale réside dans le niveau de leurs teneurs en acides gras hautement insaturés (AGHI), (tableau V).

Les larves de perche sont siphonnées à partir de la date d'éclosion massive et réparties en différents lots. Huit bacs rectangulaires de 40 l de volume utile (dispositif I) et 4 bacs cylindro-coniques de 100 l (dispositif III) sont utilisés. L'alimentation commence le jour suivant leur installation. La distribution est effectuée en continu de 09 h à 18 h à l'aide de nourrisseurs à tapis. Un à 2 siphonnages de l'aliment non ingéré ont lieu quotidiennement afin de disposer d'une eau peu trouble. Les longueurs des larves sont mesurées au début et à la fin du test. Les larves survivantes sont dénombrées en fin d'essai.

2.4.1.2. Utilisation d'*Artemia* (expérience I, test 2).

L'étude bibliographique présente des points de vue contradictoires sur l'utilisation possible d'*Artemia* comme proie de première alimentation chez la perchaude (Hinshaw 1985 ; Heidinger et Kayes 1986). Pour cette raison, un test est réalisé en utilisant cet organisme pour alimenter les larves dès leur éclosion.

Cinq lots de larves sont nourris avec des nauplii d'*Artemia* provenant des deux souches A et B. Les effectifs sont estimés grâce à un lot témoin d'effectif connu (Kuronuma et Fukusho 1984). Les deux lots A (A1 et A2) sont nourris avec des *Artemia* de la souche A dont les nauplii à l'éclosion ne sont pas calibrés. La souche B dont les nauplii à l'éclosion sont calibrés et contiennent des teneurs élevées en AGHI est utilisée pour les lots B (B1 à B3).

La première alimentation commence à la date d'éclosion de masse. Ayant remarqué que des nauplii d'*Artemia* survivent dans le milieu d'élevage pendant au moins une heure, ils sont abondamment distribués à partir de 9 h, 8 fois par jour, la dernière distribution ayant lieu à 19 h. Cette fréquence de distribution d'*Artemia* permet aux larves de disposer de façon continue des proies vivantes jusqu'à 20 h (photophase = L : 06h - 22h).

Les essais ont eu lieu en bacs cylindro-coniques du dispositif III alimentés avec de l'eau courante. Les bacs sont siphonnés quotidiennement. Depuis l'éclosion, de petits effectifs de larves sont prélevés dans chaque bac pour contrôler la biométrie. La fréquence des prélèvements d'échantillons n'est pas régulière. A l'issue de la période d'élevage, les taux de survie sont calculés grâce à l'estimation des effectifs initiaux (Kuronuma et Fukusho 1984).

2.4.1.3. Elevage en milieu contenant de l'eau de mer (expérience I, test 3).

La perche est un poisson qu'on retrouve aussi dans les milieux saumâtres. *Perca fluviatilis* tolère des milieux dont la salinité atteint 10 ‰ (Lutz 1972). En cas de forte dose de nitrite, l'effet protecteur (par inhibition compétitive) des ions chlorures est démontré chez de nombreux poissons d'eau douce (Perrone et Meade 1977, Alcaraz et Espina 1994, Rodriguez-Moreno et Tarazona 1994). Ainsi, certains auteurs enregistrent en milieu d'élevage contenant une faible teneur en eau de mer, une amélioration de la survie des larves de perche fluviatile (Ribi 1992, Bein et Ribi 1994).

Afin d'améliorer les taux de survie obtenus en fin d'élevage larvaire chez la perche, l'effet de la salinité sur la survie et la croissance des larves de perche est testé à 14 et 28 jours après l'éclosion de masse. Un test est réalisé sur 6 lots de 1100 larves de perche issues d'un même ruban d'embryons. Les larves sont comptées et installées dans des bacs cylindro-tronconiques de 100 l (dispositif III) afin de comparer l'effet des taux de salinité de 0, 2 et 4 ‰. Les milieux faiblement salés sont reconstitués en dissolvant du sel marin (Ocean Instant™) dans de l'eau déminéralisée. Tout comme dans le test 2, les nauplii d'*Artemia* de la souche B sont utilisés conformément au schéma précédemment décrit (tableau III). Deux lots sont utilisés pour chaque taux de salinité. A 14 et 28 jours, le dénombrement complet de chaque lot et la mesure

des longueurs totales des échantillons de larves prélevés permettent d'établir leur croissance en longueur et leur taux de survie.

2.4.2. Elevage en circuit ouvert. (Expérience II).

2.4.2.1. Effets de la date exacte d'éclosion sur l'acceptation quotidienne d' *Artemia*. (Expérience II, test 1).

Pour un ruban d'embryons de perche donné, les éclosions s'étendent en général sur plusieurs jours (Kokurewicz 1969, Craig 1987). L'objectif de ce test est d'établir le taux d'acceptation des nauplii d'*Artemia* en fonction de la date exacte d'éclosion des larves.

Les larves issues d'une même ponte sont réparties en trois lots en fonction de la date réelle de leur éclosion. Les larves écloses le premier jour de la période d'éclosion sont siphonnées le jour même et regroupées dans un même bac. Ces larves qualifiées de précoces forment le groupe Lp. Il en est de même de celles écloses au cours du deuxième jour qui sont qualifiées de larves normales (Ln). Enfin, les larves écloses durant le troisième jour portent le nom de larves retardataires, et composent le groupe Lr. Après cette date, la gangue du ruban d'embryons se désagrège. La survie des larves dépend alors de leur récupération qui s'avère délicate. De plus, leur date d'éclosion correspond à un retard de plus de 48 heures sur la date d'éclosion de masse. Dans ce cas, les larves obtenues sont jugées de qualité douteuse.

La distribution d'*Artemia* commence le jour même de l'éclosion des larves de perche de chacun de ces trois groupes. Dans un lot témoin, toutes les larves provenant d'une même ponte sont maintenues dans le même bac. Il constitue le groupe Lens. Le nourrissage débute dès les premières éclosions.

Chaque jour, une heure après la première distribution de nauplii, des prélèvements de larves sont effectués dans chacun des différents groupes de larves : Lp, Ln, Lr et Lens. Chaque échantillon prélevé est divisé en deux lots qui sont ensuite fixés, l'un dans du Bouin Hollande à des fins histologiques et l'autre dans du formol à 4 %. Les larves fixées au formol (effectifs entre 31 et 74) sont observées à la loupe binoculaire pour rechercher la présence de nauplii dans le tractus digestif. Elles sont ensuite disséquées afin de dénombrer les effectifs de nauplii ingérés. Les larves sont mesurées grâce à l'utilisation d'oculaires équipés de micromètres.

Les taux de survie quotidiens sont calculés à partir de la formule utilisée par Bergot *et al.* (1986) :

$$S_i = 100 * (n_1 / n_0) * (n_2 / n'_1) * \dots * (n_i / n'_{i-1})$$

avec S_i = taux de survie depuis le jour J0, exprimé en % ;

n_i = nombre de larves vivantes le jour i (avant prélèvement) ;

n'_{i-1} = nombre de larves vivantes après prélèvement.

2.4.2.2. Effet de jeûne préalable sur la survie et la croissance des larves. (Expérience II, test 1).

A l'éclosion, les larves de nombreuses espèces de poissons d'élevage sont très petites. La vie prélarvaire est marquée par une croissance en longueur grâce aux réserves vitellines et par le développement de certains organes car l'éclosion n'est pas définie par un stade ontogénique précis (Braum 1971). Pour des espèces tel que le bar *Dicentrarchus labrax*, c'est à l'issue de la phase prélarvaire que la bouche s'ouvre, et que certains organes vitaux tels que les yeux et le tube digestif deviennent fonctionnels (Barnabé 1986). Pour ces raisons, en milieu d'élevage, les larves sont maintenues à jeûn pendant une période de durée variable selon les espèces et correspondant à la durée de la phase prélarvaire (tableau IX).

Tableau IX : Durée de jeûne après l'éclosion chez quelques espèces de poissons d'élevage.

Espèces	Longueur de la larve à l'éclosion (mm)	Durée de jeûne après l'éclosion (jours)	Auteurs
<i>Sillago ciliata</i>	2,5	3	Battaglione <i>et al.</i> 1994
<i>Epinephelus taurina</i>	1,7 - 2,2	3	Jica 1987
<i>Sparus aurata</i> (daurade)	2,8	2 - 3	Klaoudatos 1989
<i>Dentex gibbosus</i>	2,1	2,5	Fernandez-Palacios <i>et al.</i> 1994
<i>Dicentrarchus labrax</i> (bar)	3,2	4	Barnabé 1986 ; 1991
<i>Lates calcarifer</i>	2 - 2,5	1	Jica 1987
<i>Paralichthys olivaceus</i>	2,4 - 2,9	2	Jica 1987
<i>Mugil cephalus</i> (mulet)	2,6	2	Jica 1987
		1	Murashige <i>et al.</i> 1991
<i>Coregonus lavaretus</i>	12 -13	3	Rösch et Segner 1990
<i>Colossoma macropomum</i>	3,8	14	Jica 1987
<i>Clarias spp</i>	8	3	De Kimpe et Micha 1974 ; Jica 1987

La longueur totale (LT) de la larve de perche à l'éclosion dépend de la température d'incubation des oeufs et peut aller de 4,7 mm (à 6 °C) à 6,4 mm (12-16 °C) (Wang et Eckmann 1994). La consommation active de proies ne débute chez la perchaude qu'à 7,2 mm de LT, donc un certain temps après l'éclosion (Craig 1987). Enfin, ce n'est qu'à partir de 4-5 jours après l'éclosion que plus de 50 % des larves de perche ingèrent ou adoptent le comportement de chasse des organismes zooplanctoniques vivants collectés en milieu naturel (Ribi 1992, Wang et Eckmann 1994).

Afin d'atteindre une taille et un état de développement leur permettant de consommer activement les nauplii d'*Artemia*, les larves de perche sont soumises à un jeûne préalable. Les

effets de trois durées de jeûne (1, 2, ou 3 jours) préalable à la première distribution d'aliment sur la survie et la croissance des larves de perche sont comparés au cours de ce test.

A l'éclosion de masse, les larves sont comptées et réparties par lot de 110 dans les bacs internes munis d'ouvertures à crépines (fig. 5). Trois groupes de larves sont désignés respectivement par (1j), (2j) et (3j) selon que les lots sont soumis à un jeûne de 1, 2 ou 3 jours avant la première distribution de nauplii. Chaque groupe est formé de trois lots de 110 larves. Un autre groupe (0j) est constitué de larves maintenues dans leur bac d'éclosion et nourries dès la date d'éclosion massive. Ce groupe ne subit pas de jeûne préalable et sert de témoin.

Les larves sont maintenues dans l'obscurité totale pendant toute la période du jeûne à l'issue de laquelle l'éclairage des bacs s'effectue progressivement afin d'éviter tout choc lumineux. L'ouverture des bacs exposée à la lumière augmente progressivement. Au bout de trois jours, le niveau de luminosité est stabilisé à la surface de l'eau à environ 800 lux. Pendant toute la période du test, le débit de l'eau est maintenu à $3,33 \text{ l.h}^{-1}$. L'aliment est constitué de nauplii d'*Artemia* de la souche B, distribué conformément aux séquences indiquées dans le tableau III. Les nauplii sont abondamment distribués pendant 14 jours, 6 fois par jour, toutes les deux heures à partir de 9 heures.

Le comportement des larves est observé chaque jour : position dans les bacs (surface, pleine eau ou au fond du bac), répartition (groupée ou homogène dans tout le volume d'eau), nage (facile ou pénible, horizontale, verticale ou oblique), agressivité face à l'aliment. Un siphonnage régulier des proies mortes assure le maintien d'une eau de bonne qualité. Les larves mortes sont dénombrées quotidiennement. Au terme de l'expérimentation, un échantillon d'au moins 30 larves par bac est prélevé pour le contrôle biométrique. Le dénombrement final est exhaustif dans tous les bacs.

2.4.2.3. Croissance des perches entre 14 et 28 jours (expérience II, test 3)

La croissance s'arrête ou presque lorsque les larves consomment pendant une longue période le même organisme ou des proies du même genre. Par exemple, chez la larve d'un Pleuronectiné, la croissance s'arrête lorsqu'elle se nourrit uniquement de *Rotifères*. Cette croissance reprend très fortement lorsqu'on remplace les *Rotifères* par les nauplii d'*Artemia* (Yasunaga 1975). L'adéquation d'*Artemia* comme unique aliment est testée pendant 14 jours sur des alevins de perche nourris préalablement avec des nauplii d'*Artemia* pendant deux semaines dans les conditions précédemment décrites.

Les nauplii d'*Artemia* proviennent des cystes (EG) de la souche B, enrichis pendant 5 à 7 jours avec les produits Selco™. Pour limiter les risques de cannibalisme liés à la disparité des longueurs, les larves sont triées et réparties en 3 groupes I, II et III selon leur taille (LT). La répartition initiale des larves dans les 3 groupes ne tient compte ni des délais précédents observés avant la première distribution de proies (test 1), ni des différentes catégories de larves (test 2). Les perches exceptionnellement grandes sont écartées du test. Le groupe I est formé de trois lots alors que les deux autres en comportent 2 chacun.

3. Résultats.

3.1. Obtention des larves.

Avant l'incubation au laboratoire, les embryons morts varient entre 3 et 5 % de l'effectif total des rubans. La proportion est restée stable au cours de l'incubation. L'obtention des larves à partir de l'incubation des rubans d'embryons récoltés en étang intervient en général à partir du 4ème jour. Ceci correspond à environ 45 - 50 degrés jours en tenant compte du zéro biologique de la perche qui est de 5 °C (Guma'a 1978a). Les taux d'éclosion sont très élevés et le taux moyen est de 90,7 % (tableau X). Les taux d'éclosion de 3 pontes (1, 2 et 5) sont équivalents (χ^2 , $P > 0,05$; tableau X) mais sont significativement plus élevés que ceux des pontes n°3 et 4 (χ^2 , $P < 0,05$; tableau X).

Tableau X : Résultats d'incubation des embryons de perche récoltés en étang.

N° de Ponte	1	2	3	4	5	1 à 5
Caractéristiques des rubans d'embryons.						
Longueur (cm)	65	43	77	37	29	
Largeur (cm)	10	8	11	6.5	7	
Masse (g)	436,7	205,6	459,3	199,3	138,3	1439,2
Volume (ml)	400	250	425	175	110	1360
Taux d'éclosion (%)	93,0	91,6	88,8	87,1	93,5	90,7±2,8
Effectif total estimé des larves	49016	24930	51218	21008	12394	

3.2. Elevage larvaire en milieu non renouvelé (expérience D).

3.2.1. Utilisation d'aliment artificiel (test 1).

En début d'élevage, les lots nourris avec L ou N présentent des longueurs comparables (ANOVA, $P > 0,05$). Au cours des 14 jours d'élevage, aucune prise alimentaire n'est observée chez les larves de perche. Elles ne semblent pas reconnaître les particules d'aliment composé lorsque celles-ci tombent dans leurs bacs. Leur attention n'est pas captée par la descente des particules alimentaires dans l'eau. Elles ne les acceptent pas. Le milieu d'élevage se pollue très vite du fait de l'accumulation de l'aliment déposé et non ingéré. La pollution est d'autant plus accentuée que l'eau n'est pas épurée, même si le volume d'eau siphonné lors de l'évacuation des dépôts d'aliment non ingéré et des larves mortes est remplacé. Les mortalités sont massives. Certains lots ayant reçu l'aliment L ou N sont complètement décimés au bout d'une semaine. Les mortalités sont fortes depuis l'éclosion jusqu'au 10ème jour. L'illustration de l'évolution de la survie montre qu'à partir de cette date, les taux de survie sont insignifiants (fig. 6). Les effectifs finaux de larves survivantes sont très faibles. A l'issue des 14 jours d'élevage, le taux

moyen de survie est de 0,24 % pour l'aliment N et 0,18 % pour l'aliment L (tableau XI). Ces taux ne sont pas significativement différents (χ^2 , $P > 0,05$). La survie des larves étant l'indicateur principal de la réussite de l'élevage au cours de cette phase, la comparaison de l'adéquation des deux aliments composés L et N n'est pas effectuée. En effet, les faibles taux de survie dénotent une inadaptation de l'aliment composé dans nos conditions expérimentales. Les taux de survie quotidiens des lots nourris avec chacun des deux aliments artificiels s'accordent avec un modèle de type :

$$S_t = S_0 * \exp(-m * \text{âge}),$$

avec S_t désignant le taux de survie à l'instant t , S_0 , le taux de survie initial et m , le taux quotidien de mortalité (fig. 6).

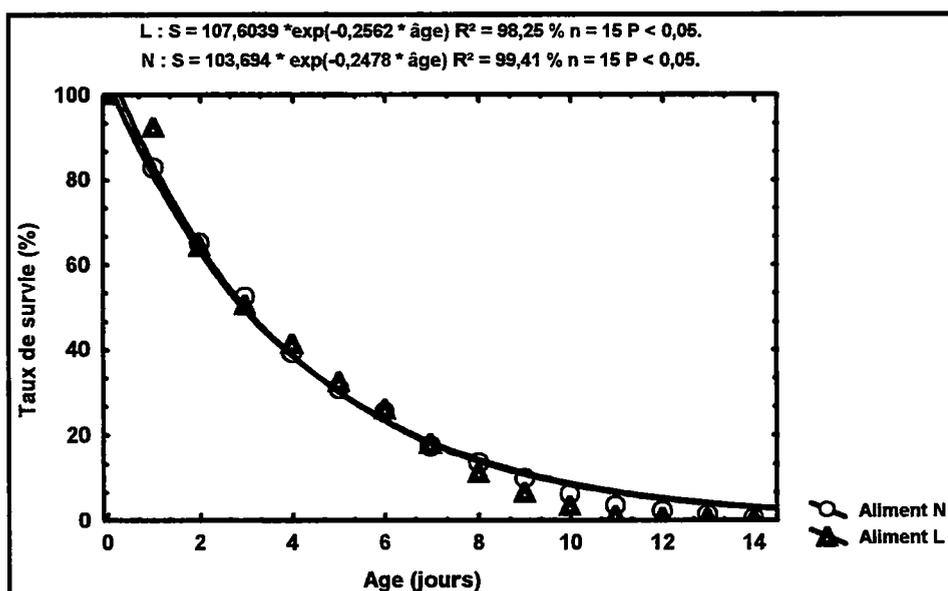


Figure 6 : Taux de survie quotidien des larves de perche nourries avec de l'aliment artificiel L ou N.

La comparaison des deux modèles par une analyse de covariance (ANCOVA) permet de conclure qu'ils sont équivalents :

ANCOVA :	$F_{1,26}(\text{pente}) = 3,04$	$P > 0,05$
ANCOVA :	$F_{1,27}(\text{po}) = 2,75$	$P > 0,05$.

Chez les quelques larves ayant survécu, on note une croissance en longueur puisque la longueur moyenne initiale passe de 5,8 mm à 7,7 mm pour l'aliment N et de 5,6 mm à 7,9 mm pour L. (tableau XI). Compte tenu de la non observation de la prise alimentaire et des faibles effectifs de larves survivantes, le calcul des vitesses de croissance n'est pas jugé utile. L'effet des densités initiales sur la survie et la croissance des larves n'est pas recherché non plus.

Tableau XI : Elevage larvaire en milieu non renouvelé avec de l'aliment artificiel.

Paramètres	Lots	Aliment artificiel N						N
		N1	N2	N3	N4	N5	N6	
Densité (larves.litre ⁻¹)		10	10	15	15	20	20	-
Température (°C)		21	21	21	21	21	21	21
Effectif initial		400	400	600	600	1500	1500	5000
Effectif échantillonné		-	-	-	-	-	-	43
LT±ET* initiale (mm)		-	-	-	-	-	-	5,8±0,4
Durée d'élevage (jours)		14	14	14	11	13	14	-
Effectif final		8	1	1	0	0	2	12
Effectif échantillonné		8	1	1	0	0	2	12
LT±ET finale (mm)		7,3±0,7	8,0	8,5	-	-	9,0±0,7	7,7±0,9
Taux de survie (%)		2,0	0,25	0,17	0,0	0,0	0,13	0,24

Paramètres	Lots	Aliment artificiel L						L
		L1	L2	L3	L4	L5	L6	
Densité (larves.litre ⁻¹)		10	10	15	15	20	20	-
Température (°C)		21	21	21	21	21	21	21
Effectif initial		400	400	600	600	1500	1500	5000
Effectif échantillonné		-	-	-	-	-	-	54
LT initiale ± ET* (mm)		-	-	-	-	-	-	5,6±0,5
Durée d'élevage (jours)		14	11	14	14	14	14	-
Effectif final		2	0	1	5	1	0	9
Effectif échantillonné		2	0	1	5	1	0	9
LT finale ± ET (mm)		7,8±1,1	-	8	7,7±0,8	9	-	7,9±0,9
Taux de survie (%)		0,5	0,0	0,17	0,83	0,07	0,0	0,18

* LT = longueur totale ; ET = écart-type ;

3.2.2. Utilisation de nauplii d'*Artemia*. (test 2).

Dès l'éclosion, dans les deux lots de larves de perche nourris avec les nauplii de la souche A, et les trois lots nourris avec ceux de la souche B, des larves s'accumulent au fond, s'activent, mais ne nagent pas. Environ 4 à 8 heures après, elles nagent vers la surface sur une petite distance, puis retombent au fond du bac. Dès l'âge d'un jour, leur densité est plus élevée à proximité de la surface de l'eau qu'en profondeur. Pendant les cinq premiers jours, les larves des lots A1 et A2 sont peu actives : leur comportement face aux nauplii évolue progressivement.

Les captures de proies par les perches, faibles jusqu'au quatrième jour, s'observent très intensément dès la distribution d'*Artemia* à partir de J5. Dans les trois autres lots (B1, B2 et B3) par contre, les captures de nauplii sont très intenses dès le troisième jour. Le comportement des larves face aux nauplii se résume en : repérage - posture en S - attaque et préhension. Du fait de l'ingestion des nauplii, la région abdominale des larves se colore en rose environ une demie heure après la distribution d'aliment. Des coques d'*Artemia* sont parfois retrouvées dans le tube digestif de quelques larves malgré toutes les précautions prises pour leur élimination. Un début de résorption vitelline s'observe dans tous les lots à partir de J3. Dans les conditions expérimentales de cette étude, elle est complète à J14.

A l'éclosion, les longueurs moyennes des cinq lots (A1, A2, B1, B2 et B3) ne sont pas significativement différentes (ANOVA, $P > 0,05$) (tableau XII). Les résultats de croissance obtenus à l'issue de la période de 16 jours sont présentés dans le tableau XII. La comparaison des longueurs totales finales, par l'analyse de variance, n'indique pas de différence significative entre les lots nourris avec les souches A et B (ANOVA, $P > 0,05$).

Tableau XII : Croissance larvaire des 2 groupes de larves nourries avec *Artemia* de souche A et B en milieu non renouvelé.

Souche d' <i>Artemia</i>	A	B
Paramètres		
Nombre de lots	2	3
Densité (larves.litre ⁻¹)	77,5	82
Température (°C)	21 ± 1	21 ± 1
Effectif initial	15500	17500
Effectif échantillonné	37	82
LT±ET* initiale (mm)	5,61±0,36a	5,91±0,58a
Durée d'élevage (jours)	16	16
Effectif final	6100	7400
Effectif échantillonné	17	120
LT±ET finale (mm) (J16)	9,6±1,02a	9,47±1,01a
Taux de survie (%)	39,35a	42,29a
VCL (mm.j⁻¹)	0,25	0,22

*LT±ET : longueur totale ± écart-type ; VCL = vitesse de croissance en longueur ; Pour chaque ligne, les données suivies de lettres identiques ne présentent pas de différence significative (ANOVA ou χ^2 , $P > 0,05$).

La croissance en longueur en fonction de l'âge des larves est établie pour chaque groupe à partir des longueurs totales individuelles (fig. 7). La longueur moyenne des larves de chaque groupe est le produit d'une longueur initiale théorique et d'une fonction exponentielle de l'âge en jours :

$$L_t = L_0 * \exp(L_1 * t)$$

avec L_t , la longueur moyenne en mm des larves de perche à l'âge t en jours, L_0 , la longueur moyenne théorique en mm à l'éclosion, et L_1 le coefficient de croissance instantané en longueur, soit le TCS en longueur lorsqu'il est exprimé en pourcent.

$$\text{Lots A : } L_t = 5,8931 * \exp(0,0278 * t) \quad R^2 = 51,24 \% \quad P < 0,05.$$

$$\text{lots B : } L_t = 5,7032 * \exp(0,0316 * t) \quad R^2 = 98,19 \% \quad P < 0,05.$$

La comparaison par une analyse de covariance (ANCOVA) de ces deux modèles ne permet de déceler de différence significative ($P > 0,05$). Le modèle commun de croissance en longueur est présenté sur la figure 7.

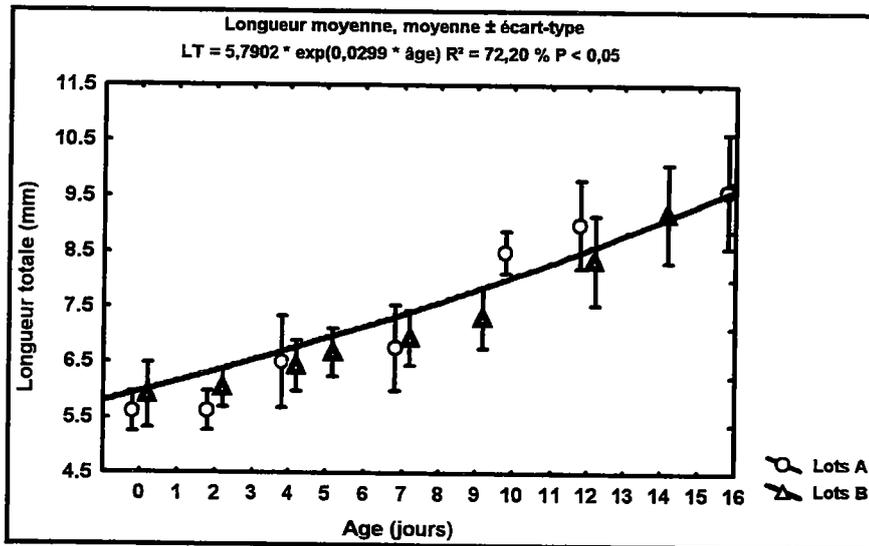


Figure 7 : Croissance en longueur des larves nourries avec les nauplii d'*Artemia* de souches A et B.

Au cours des quatre premiers jours d'élevage, on note dans tous les bacs une forte chute de la survie des larves (fig. 8). En affectant une erreur de $\pm 10\%$ aux effectifs des larves compte tenu de la méthode d'estimation des effectifs (Kuronuma et Fukusho 1984), on ne peut conclure à une différence significative entre les taux de survie des larves A et B (χ^2 , $P > 0,05$). Et pour la même raison qu'à J4, on ne peut pas conclure à une différence significative des taux finaux de survie (χ^2 , $P > 0,05$).

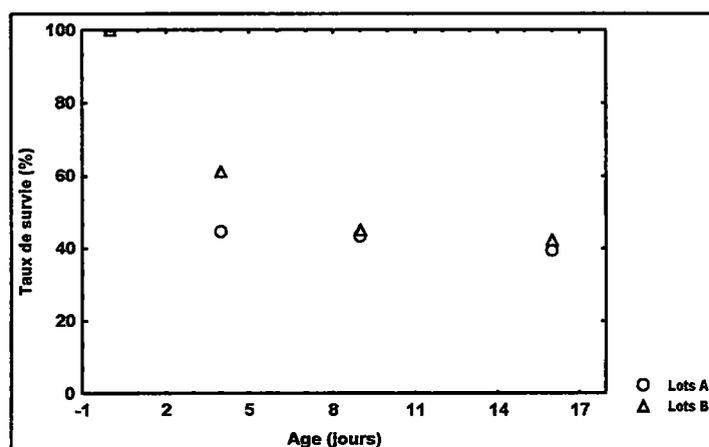


Figure 8 : Taux de survie des groupes de larves de perche nourries avec les souches d'*Artemia* A et B.

3.2.3. Elevage en milieu contenant de l'eau de mer (test 3).

A l'éclosion, les longueurs totales des trois groupes de larves élevées à 0, 2 et 4 ‰ (deux lots par taux de salinité) sont équivalentes : ANOVA $P > 0,05$. La longueur totale moyenne est de $5,79 \pm 0,64$ mm (tableau XIII).

Tableau XIII : Elevage larvaire en milieu faiblement salé.

Taux de salinité (‰)	0	2	4
Paramètres			
Nombre de lots	2	2	2
Effectif initial	2200	2200	2200
LT \pm ET* à J0 (mm)	5,8 \pm 0,7a	5,8 \pm 0,7a	5,8 \pm 0,6a
Effectif initial échantillonné	30	24	31
LT \pm ET à J14 (mm)	10,5 \pm 1,4 a	10,7 \pm 1,4 a	10,7 \pm 1,4 a
Effectif échantillonné à J14	68	64	66
Taux de survie à J14 (%)	73,9 \pm 27,6a	72,8 \pm 1,0a	62,5 \pm 34,7b
LT \pm ET à J28 (mm)	14,7 \pm 1,9 a	14,3 \pm 2,0 a	14,5 \pm 2,1 a
Effectif échantillonné à J28	67	68	70
Taux de survie à J28 (%)	23,3 \pm 10,2a	35,3 \pm 1,7b	23,8 \pm 22,3a

*LT \pm ET : longueur totale \pm écart-type; Pour chaque ligne, les données suivies de lettres identiques ne présentent pas de différence significative (ANOVA ou χ^2 , $P > 0,05$).

Le comportement des larves est le même dans les 6 bacs : regroupement vers la surface, capture plus intense des nauplii à partir de J3; nage oblique d'environ 10-15 % des larves de perche. Il n'est pas mis en évidence d'effet de la salinité sur la croissance en longueur aux dates J14 et J28 (fig. 9). En effet, les longueurs moyennes des larves des trois groupes ne sont pas significativement différentes à ces dates (ANOVA, $P > 0,05$). La longueur moyenne des perches

des 3 groupes est de $10,5 \pm 1,4$ mm et $14,7 \pm 1,9$ mm respectivement aux 14ème et 28ème jours (tableau XIII).

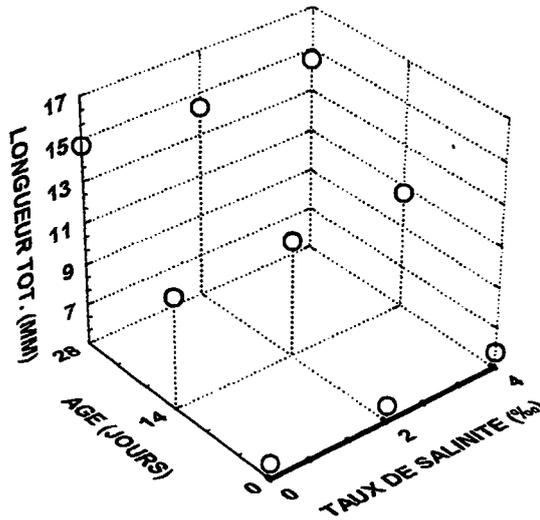


Figure 9 : Croissance en longueur des perches élevées dans un milieu contenant de l'eau de mer.

A J14, les taux de survie sont élevés ($> 60\%$) dans tous les lots ce qui n'est pas le cas à J28 où les taux de survie des groupes élevés à 0 et 4 ‰ sont inférieurs à 25 % (χ^2 , $P < 0,05$; fig. 10). A J14, la comparaison des taux de survie des 3 groupes de larves indique qu'ils ne sont pas significativement différents pour les 2 groupes élevés à des taux de salinité de 0 et 2 ‰ (tableau XIII). Leur taux moyen $73,4 \pm 15,9\%$ est significativement plus élevé que le taux moyen de survie à 4 ‰ ($62,5 \pm 34,78\%$) (χ^2 , $P > 0,05$).

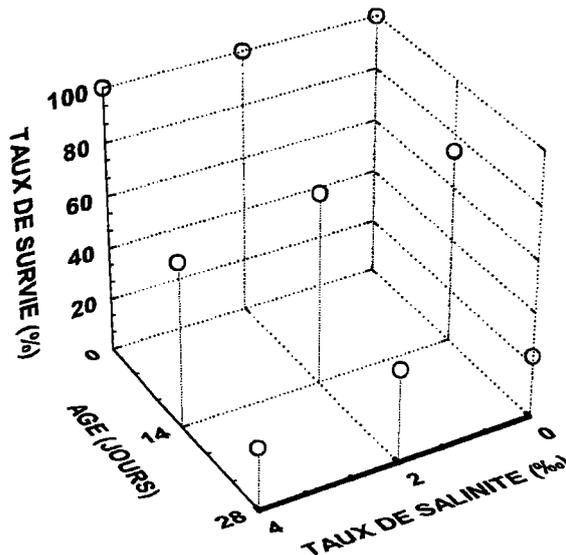


Figure 10 : Taux de survie des perches élevées dans un milieu contenant de l'eau de mer.

A J28, la comparaison des taux de survie moyens indique qu'ils ne sont pas significativement différents pour les taux de salinité de 0 et 4 ‰ (χ^2 , $P > 0,05$). Leur taux moyen ($23,54 \pm 14,17$ %) est plus faible que le taux moyen de survie à 2 ‰ ($35,27 \pm 1,67$), (χ^2 , $P < 0,05$).

Dès J15, l'émergence du cannibalisme au sein des lots est observée. Des perches ingérant leurs congénères sont régulièrement observées. Des alevins 2, de longueurs extrêmes 20-38 mm (tableau XIV) sont retirés avant l'achèvement de l'expérimentation à J28.

Tableau XIV : Taille des alevins 2 de perche retirés des différents lots.

Taux de salinité (‰)	0	2	4
Paramètres			
Effectif de larves 'cannibales' retirées	20	24	36
Longueur totale \pm écart-type (mm)	$28,7 \pm 6,1$	$29,04 \pm 6,31$	$28,83 \pm 5,84$
Longueurs extrêmes (mm)	21 - 38	21 - 38	20 - 37

3.3. Elevage en circuit ouvert. (expérience II).

3.3.1. Effets de la date d'éclosion sur l'acceptation des nauplii d'*Artemia* : (test 1).

3.3.1.1. Acceptation quotidienne des nauplii d'*Artemia*.

Aucune larve des groupes Lp, Ln, Lr et Lens ne consomme de nauplii d'*Artemia* le premier jour (J0). L'ingestion débute à J1, J2 et J3 respectivement pour les lots Ln, Lr et Lp. Il faut donc attendre J3 pour que toutes les catégories consomment des proies, soit 2 jours après l'éclosion de masse, fixée à J0+1. A J1 et J2, respectivement 12 et 19 % des larves non séparées (Lens) ont ingéré des nauplii. L'ouverture buccale maximale des larves précoces (Lp) calculée grâce à l'équation de régression de Treasurer (1990) atteint 612 μm à 3 jours. La taille des nauplii d'*Artemia* IH (plus petit calibre utilisé), longueur = 427 ± 39 μm et largeur = 186 ± 21 μm . A cette date, 17,5 % des larves Lp s'alimentent mais l'acceptation des proies atteint déjà 70,8 % parmi les larves retardataires (Lr), (fig. 11). Ce n'est qu'à partir de J6 que plus de 75 % des larves ingèrent les nauplii quel que soit leur groupe d'appartenance (fig. 11).

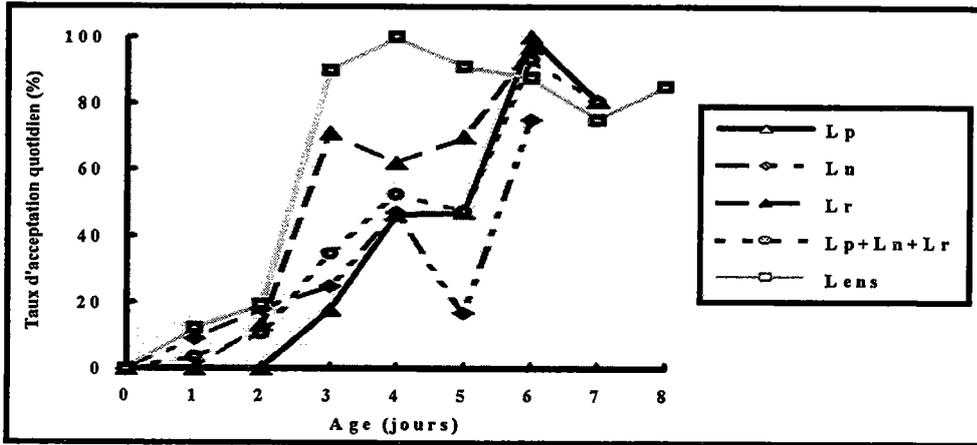


Figure 11 : Taux quotidien d'acceptation des nauplii d'*Artemia* par les larves de perches. Taille des échantillons : 31 - 74. Lp = larves précoces, Ln = larves normales, Lr = larves retardataires, Lens = larves non séparées, Lp+Ln+Lr = moyenne calculée des 3 groupes. L'âge est relatif à la date d'éclosion.

3.3.1.2. Croissance des différentes catégories de larves (Lp, Ln, Lr et Lens).

Les longueurs moyennes du groupe Lens (larves maintenues ensemble dans un même bac) sont toujours supérieures aux longueurs des autres groupes jusqu'à J13 ($P < 0,05$). Parmi les trois groupes de larves issues du même ruban d'embryons, (Lp, Ln et Lr), la taille à l'éclosion est d'autant plus grande que la date d'éclosion est tardive (fig. 12). De l'éclosion jusqu'à J4, les larves précoces sont les plus petites et les larves retardataires les plus grandes.

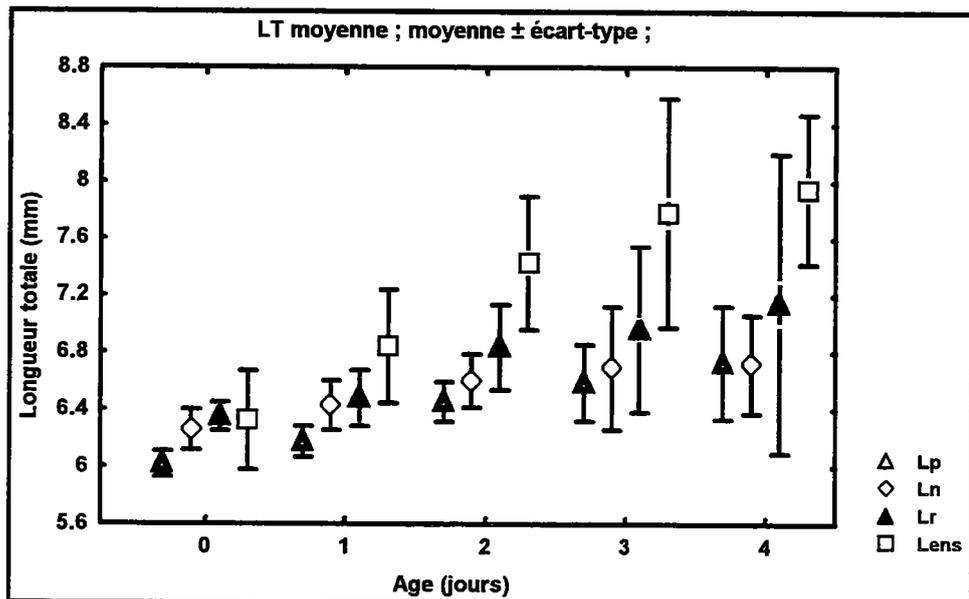


Figure 12 : Croissance au cours des 4 premiers jours de vie des différentes catégories de larves.

A J13, la taille moyenne des Lp atteint celle des larves normales (Ln). Elle est plus élevée que celle des larves retardataires (tableau XV). A cette date, les masses des groupes Lp et Ln ne sont pas significativement différentes (ANOVA, $P > 0,05$). Leurs masses moyennes sont plus fortes que celles du groupe Lr (tableau XV).

Tableau XV : Longueur et masse moyenne des différentes catégories de larves à J13.

Catégorie de larves	Lp (larves précoces)	Ln (larves normales)	Lr (larves retardataires)	Lens (larves non séparées)
Paramètres				
LT ±ET (mm)	9,4±1,3 a	9,7±0,9a	8,9±1,2 b	11,0±1,1 c
M±ET (mg)	6,4±3,5 a	6,8±2,4 a	4,4±2,7 b	10,2±4,1 c

La contribution du vitellus dans la croissance en longueur s'obtient grâce aux mesures quotidiennes de longueur. Parmi les larves précoces (groupe Lp), à J3, les larves ont un gain moyen de longueur de 0,5 mm, attribuable au vitellus, puisqu'une heure avant la distribution de nauplii, elles n'avaient ingéré aucune proie.

3.3.1.3. Survie des différents groupes de larves (Lp, Ln, Lr et Lens).

A la fin de la première semaine (J6), la survie la plus faible est détenue par le groupe Lp (larves précoces) alors que les larves normales Ln ont le taux de survie le plus élevé (χ^2 , $P < 0,05$). Le taux de survie du groupe Lens est significativement plus faible que celui des larves retardataires Lr (χ^2 , $P < 0,05$). La moyenne des taux de survie des trois groupes Lp, Ln et Lr, est significativement plus élevée (χ^2 , $P < 0,05$) que celui du groupe Lens (36,6 %).

Un modèle de survie est établi pour chaque groupe (fig. 13) conformément à l'équation :

$$S_t = S_0 * \exp(-m * \Delta t).$$

La linéarisation de chacune de ces équations et la comparaison des pentes des droites ainsi obtenues par une analyse de covariance, permettent d'observer qu'elles sont significativement différentes (ANCOVA, $P < 0,05$). Au sixième jour, les larves normales et précoces ont respectivement les survies maximale et minimale.

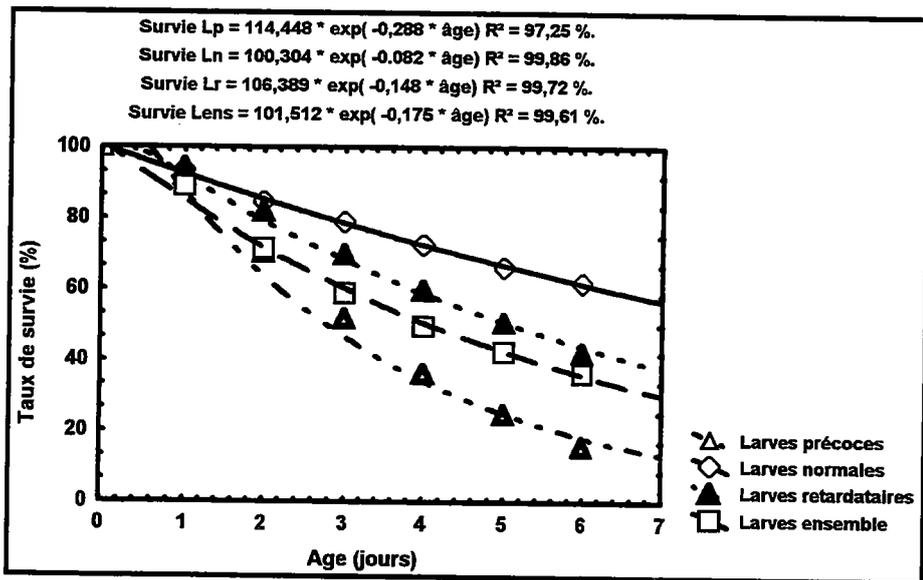


Figure 13 : Taux de survie des différentes catégories de larves en fonction de leur âge.

3.3.2. Effets de jeûne préalable sur la croissance des larves : (test 2).

A l'éclosion, les longueurs totales moyennes des larves des 3 groupes $\{(1j), (2j), (3j)\}$ ne sont pas significativement différentes (tableau XVI). Dans chaque lot, les larves occupent tout le volume d'eau de façon homogène. Très peu nagent obliquement (environ 5 - 10 % des larves). Les perches ne se regroupent pas à proximité de la surface de l'eau. Dès la première alimentation, les larves sont très actives. Le comportement d'attaque des nauplii s'observe assez tôt : entre le premier et le deuxième jour de distribution des proies.

Après 14 jours d'alimentation, pour une même durée de jeûne, les lots de larves (réplicats) présentent des longueurs totales moyennes semblables (ANOVA, $P > 0,05$ tableau XVI). La comparaison des longueurs totales des 4 groupes, y compris ceux n'ayant pas connu de phase de jeûne, indique que les longueurs ne sont pas homogènes (ANOVA, $P < 0,05$). Les longueurs moyennes des groupes (0j) et (1j) sont semblables et significativement inférieures à celles des groupes (2j) et (3j) qui sont également équivalentes (ANOVA, $P < 0,05$). Les masses moyennes des 4 groupes $\{(0j), (1j), (2j), (3j)\}$ ne diffèrent pas significativement (ANOVA, $P > 0,05$).

Tableau XVI : Effet du jeûne sur l'élevage larvaire des perches.

Paramètres	Durée de jeûne (jours)	0	1	2	3
Nombre de lots		1	3	3	3
Température (± 1 °C)		21	21	21	21
Effectif total initial		3500	330	330	330
Effectif initial échantillonné		21	-	43**	-
Longueur totale initiale \pm e. t *		6,3 \pm 0,4a	-	6,0 \pm 0,6a	-
Effectif final échantillonné		32	93	93	91
Longueur totale finale \pm e. t (mm)		11,0 \pm 1,1a	11,8 \pm 1,6a	12,5 \pm 1,5b	12,3 \pm 1,7b
Masse moyenne finale \pm e. t (mg)		10,2 \pm 4,1a	11,6 \pm 5,7a	13,7 \pm 6,0a	12,5 \pm 5,6a
Taux de survie moyen (%)		57,1a	86,1b	84,6b	84,9b
Indice moyen de condition \pm e.t		0,7 \pm 0,1	0,6 \pm 0,1	0,7 \pm 0,1	0,6 \pm 0,1
Vitesse moyenne de croissance en longueur (mm.j ⁻¹)		0,3	0,4	0,5	0,5

* e. t= écart-type;** = 43 larves échantillonnées sur l'ensemble des 990 larves des groupes (1j) (2j) et (3j). Pour chaque ligne, les mêmes lettres indiquent des données moyennes non significativement différentes (ANOVA ou Chi², P > 0,05).

Après 14 jours d'alimentation, les taux de survie des 3 réplicats sont équivalents pour des larves soumises à une même durée de jeûne (1, 2 ou 3 jours), (χ^2 , P > 0,05). L'application du test de χ^2 ne met pas en évidence de différence significative entre les taux moyens de survie des 3 groupes (χ^2 , P > 0,05). Le taux moyen de survie (85,24 \pm 3,30 %, tableau XVI) est significativement plus élevé que celui du groupe (0j) (χ^2 , P < 0,05).

Une relation entre la longueur et la masse des larves nourries avec *Artemia* est établie en utilisant toutes les données de croissance (longueur totale et masse) obtenues à l'issue de ce test et celui de l'effet de la date d'éclosion sur l'acceptation des nauplii (test 1), (fig. 14).

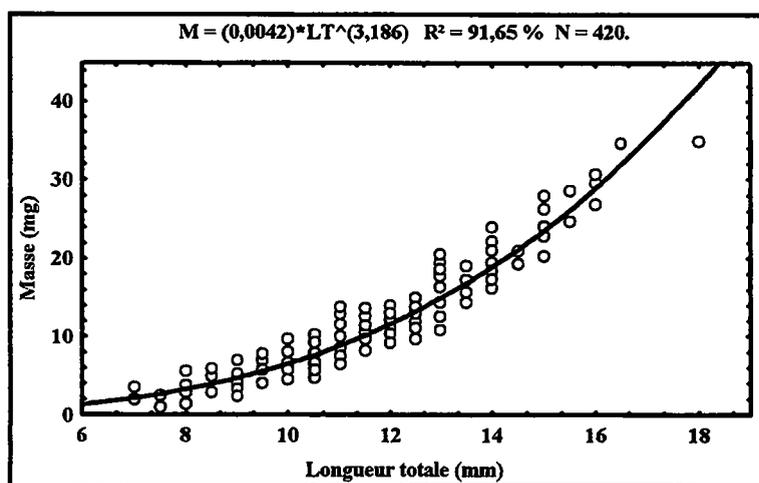


Figure 14 : Relation entre la longueur et la masse des larves de perche nourries avec *Artemia*.

3.3.3. Croissance des alevins de perche âgés de 14 j nourris avec *Artemia* : (test 3).

Au début de cette deuxième phase, les perches des groupes I, II et III diffèrent par leurs tailles et leurs masses (ANOVA, $P < 0,05$). A la fin des 14 jours, cette différence est maintenue (tableau XVII). Le TCS varie entre 11,0 et 13,5 % $\cdot j^{-1}$ (tableau XVII). Les groupes II et III ont des taux de survie équivalents (χ^2 , $P > 0,05$). Leur taux moyen de survie est donc de 84,1 % (tableau XVII). Le taux de survie du groupe I est significativement plus faible (χ^2 , $P < 0,05$). En fin de période, malgré le calibrage initial, des disparitions de larves sont observées dans tous les groupes (tableau XVII), ce qui témoigne d'une activité de prédation intraspécifique même si elle est faible.

Tableau XVII : Croissance des alevins de perche nourris avec *Artemia* : test 3.

Paramètres	Groupes	I	II	III
Nombre de lots		3	2	2
Température		21	21	21
Effectif total initial		206	72	57
Effectif initial échantillonné		94	51	57
Longueur totale initiale $\pm e. t$ *(mm)		13,8 \pm 1,0	11,8 \pm 0,7	10,8 \pm 0,8
Masse moyenne initiale $\pm e.t$ * (mg)		13,2 \pm 1,9	11,0 \pm 1,6	9,0 \pm 2,7
Indice initial moyen de condition $\pm e. t$ *		0,5 \pm 0,1	0,7 \pm 0,2	0,7 \pm 0,16
Effectif final échantillonné		90	48	47
Effectif total final		154	64	49
Longueur totale finale $\pm e. t$ (mm)		21,0 \pm 2,9	19,1 \pm 2,3	18,4 \pm 2,1
Masse moyenne finale $\pm e. t$ (mg)		87,5 \pm 36,0	52,8 \pm 20,1	44,7 \pm 19,1
Taux de survie (%)		74,8	88,9	86,0
Indice final moyen de condition $\pm e. t$		0,9 \pm 0,1	0,7 \pm 0,1	0,7 \pm 0,1
Taux de croissance spécifique (% $\cdot j^{-1}$)		13,5	11,2	10,2
Vitesse moyenne de croissance linéaire (mm. j^{-1})		0,5	0,5	0,5
Disparition de larves (cannibalisme)		9	5	5
Taux de cannibalisme (%)		17,3	62,5	62,5

* e. t= écart-type

Tableau XVIII : Récapitulatif des résultats des élevages larvaires.

Expérience	I							II										
	Elevage en milieu non renouvelé							Renouvellement continu de l'eau d'élevage										
Test	1		2		3			1				2				3		
Période (après éclosion)	0 - 14 jours		0 - 16 jours		0 - 14 jours			0 - 7 jours				0 - 17 jours				15 - 28 jours		
Facteur testé	Aliment artificiel		Artemia de souches différentes		Eau contenant de l'eau de mer			Acceptation quotidienne des nauplii en fonction de l'âge réel des larves				Durée de jeûne préalable à la première alimentation				Croissance d'alevins âgés de 14 jours nourris avec Artemia		
	L	N	non sél. A	sél. B	Taux de salinité (‰)			Lp	Ln	Lr	Lens	0j	1j	2j	3j	I	II	III
Taux de survie (%)	0.2	0.2	39.4	42.3	73.9	72.8	62.5					57.1	86.1	84.6	84.9	74.8	86.0	88.9
VCL (mm.j ⁻¹)	0.2	0.2	0.3	0.2	0.3	0.4	0.4					0.3	0.4	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
Taux d'acceptation à J3 (%)								0	18	13	19,4							
Taux d'acceptation à J6 (%)								100	75	97	87.8							
Conclusions	Inadéquation de l'aliment artificiel en milieu d'élevage non recyclé		Utilisation avec succès d'Artemia de souche sélectionnée ou non		L'ajout de l'eau de mer au milieu d'élevage n'améliore ni la survie ni la croissance des larves de perche. L'effet de la densité est mise en évidence avec 0 ‰			Intérêt de nourrir les larves deux jours après l'éclosion de masse. Effet d'entraînement possible des larves les moins actives par les plus voraces.				Les durées de jeûne de 2 ou 3 jours entraînent une croissance forte. Leur taux de survie est meilleur que celui des larves n'ayant pas subi de jeûne préalable.				Limites d'Artemia comme proies aux perches. Nécessité de changement d'aliment. Emergence du cannibalisme		
Une densité de 75 larves.litre ⁻¹ est trop forte tandis que 11 larves.litre ⁻¹ donnent les meilleurs résultats en termes de survie et de croissance.																		

4. Discussion.

4.1. Obtention des larves.

La proportion des embryons morts dans les rubans au moment de leur collecte est comparable à celle obtenue par d'autres auteurs (Treasurer 1983, Zeh *et al.* 1989). Avant l'incubation en milieu contrôlé, la mortalité d'embryons dépend des facteurs de l'environnement, notamment les variations thermiques. Au cours de l'incubation, la température augmente de 3 à 4 °C en 72 heures et se stabilise à 19 °C. Ceci reste dans les limites requises pour un bon développement embryonnaire de la perche. En effet, la meilleure survie s'obtient en augmentant la température d'incubation graduellement, d'environ 0,5 à 1,0 °C par jour durant la période d'incubation (Hokanson et Kleiner 1974).

La stabilité des mortalités d'embryons au cours de l'incubation indique que le dispositif utilisé est efficace et fiable malgré sa rusticité. Parmi les difficultés qui apparaissent généralement au cours de l'incubation des oeufs de perches, il faut signaler la tendance du ruban d'embryons à se replier sur lui-même et former des zones mal oxygénées (Heidinger et Kayes 1986, Vlaponou 1991). Leur maintien horizontal dans les cages utilisées permet d'éviter cet écueil. Des bouteilles de Zoug dans lesquelles sont disposées des tiges végétales permettent de maintenir étalés à la verticale les rubans et d'obtenir aussi de très bons rendements. Cette technique est couramment pratiquée au Domaine départemental piscicole de Lindre (Capdeville, comm. pers.). Au stade de pigmentation des yeux chez l'embryon, l'intensification des échanges respiratoires se traduit par une grande aptitude du ruban à flotter. Ceci est dû à une accumulation de gaz dans l'embryon dont la densité s'abaisse encore (Kayes, com. pers.). Les poids des diffuseurs d'air fixés aux cages, maintiennent les rubans immergés à tout stade de développement malgré leur forte tendance à la flottaison.

Les taux élevés d'éclosion, généralement supérieurs à 87 %, confirment le haut niveau de viabilité des embryons récoltés. Zeh *et al.* (1989) obtiennent un taux moyen de survie des embryons jusqu'au stade de pigmentation des yeux de 99 %. A l'éclosion, la qualité des larves ne peut pas être appréciée indépendamment de la connaissance des caractères biologiques des géniteurs et des conditions d'incubation antérieures à la récolte des rubans d'embryons.

L'obtention de larves de perche en quantité massive ne pose aucun problème lorsque les embryons sont disponibles. La quantité de rubans récoltés en étangs (ou lacs) est liée au succès de la reproduction qui dépend de nombreux paramètres. Une production massive de larves, pour être stable et susciter le développement d'une filière, doit contrôler les facteurs en amont liés à la reproduction des perches. La qualité des larves écloses et la réussite de l'élevage larvaire en dépendent.

4.2. Elevage larvaire avec un aliment artificiel en milieu non renouvelé.

En milieu non renouvelé, les essais d'élevage larvaire de perche avec de l'aliment artificiel ont conduit à des mortalités massives. Le choix du non renouvellement continu de l'eau s'explique par les risques élevés d'entraînement des larves par le courant (Yasunaga 1975). L'épuration de l'eau d'élevage exige sa circulation. Il est indispensable d'évaluer le débit que les larves sont en mesure de supporter pour réaliser un circuit de recyclage de l'eau, faute de quoi les larves risquent d'être entraînées puis plaquées contre les crépines. La distribution continue de l'aliment composé accentue la détérioration de la qualité du milieu par une plus grande accumulation de l'aliment et des déchets. De plus, des larves vivantes sont siphonnées lorsqu'on élimine les déchets, ce qui occasionne un stress supplémentaire lorsqu'elles sont remises dans leur bac. Dans ce milieu non renouvelé, les fortes densités initiales d'élevage (tableau XIX) ainsi que la nature inerte de l'aliment contribuent également à augmenter les mortalités.

Tableau XIX : Quelques résultats de l'élevage larvaire de la perche avec un aliment artificiel.

Aliment	Age au 1er nourrissage (jours)	Densité initiale des larves (nb.l ⁻¹)	Structure d'élevage	Durée d'élevage (jours)	TCS %·j ⁻¹	Taux de survie (%)	Références
Aliment artificiel	0	2,8 à 22,2	bac de 18 l ; température : 21±1 °C renouvellement continu de l'eau : 6,0 l.h ⁻¹ ;	3 - 5	0	0	Best 1981 (perchaude)
Aliment artificiel	0	10	bac de 10 l ; température : 20±0,5 °C ; renouvellement continu de l'eau : 3,0 l.h ⁻¹ ;	7	1,2	4	Awaïss <i>et al.</i> 1992
Aliment artificiel (particules de 80-125 µm)	0	16	bac de 30 l ; siphonnage quotidien de l'eau (dispositif III) ; température : 19,7-20,8 °C	15	7,8	25	Tamazouzt 1995
Aliment artificiel	0	10 - 20	Dispositifs I et III ; température : 21 °C	11 - 14	9,5-12,1	0,2 38,5 à J4 18,0 à J7	Présente étude : expérience I, test 1

Les faibles résultats de survie obtenus pour les deux aliments testés sont en accord avec ceux rapportés par Best (1981), Awaïss *et al.* (1992). Toutefois, Tamazouzt (1995) enregistre des valeurs de survie avoisinant 25 % au bout de 15 jours d'alimentation artificielle malgré le poids moyen final des larves ne dépassant guère 3 mg. Au cours de nos essais, les larves n'ont pas accepté l'aliment. Les quelques larves ayant survécu (0,2 % après 14 jours) pourraient s'être alimentées au dépens des microorganismes s'étant développés dans les bacs d'élevage à partir des dépôts d'aliment. A partir du 10 - 12^{ème} jour, d'élevage la stabilité relative des taux de survie dans tous les lots (fig. 6) peut s'expliquer par l'élimination des larves les moins résistantes. A ce stade, la résorption du vitellus et du globule d'huile est complète. La première période critique de la vie larvaire est passée. Les larves de perche pourraient accepter un aliment composé sans trop de stress. Dans l'état actuel des connaissances, le nourrissage des larves de perche avec un aliment artificiel reste assez hasardeux. C'est ce qui explique que

jusqu'à présent, les larves de la perchaude sont élevées en étangs fertilisés avant le passage à l'aliment artificiel (Heidinger et Kayes 1986, Malison et Held 1992, Brown et Dabrowski 1995).

4.3. Proies vivantes.

La présente étude montre qu'il est possible de nourrir des larves de perche avec succès en utilisant des nauplii *d'Artemia*, contrairement à ce que reportent Heidinger et Kayes (1986). Hinshaw (1985) obtient au bout de 14 jours un taux maximum de 44,2 % en nourrissant des larves de perche jaune avec des nauplii, 12 heures après éclosion à la densité de 125 larves .litre⁻¹ (tableau XX).

Tableau XX : Quelques résultats d'élevage larvaire de la perche avec des proies vivantes.

Aliment	Age au 1er nourrissage (jours)	Densité initiale des larves (nb.l ⁻¹)	Structure d'élevage	Durée d'élevage (jours)	TCS (%.l ⁻¹)	Taux de survie (%)	Références
nauplii <i>d'Artemia</i>	0 (12 h)	125 larves.l ⁻¹	bac conique de 4 l ; renouvellement continu de l'eau : 3,6 l.h ⁻¹ ; température : 17,2-18,4 °C ; contraste et intensité lumineuse élevés ;	14	10,2	44,2	Hinshaw 1985 (perchaude)
<i>Brachionus calyciflorus</i>	0	10	bac de 10 l ; renouvellement continu de l'eau : 3,0 l.h ⁻¹ ; température : 20±0,5 °C ;	10	19,3	83,5	Awaïss <i>et al.</i> 1992
<i>Brachionus calyciflorus</i> et aliment artificiel	0	10	idem	10	17,2	42,5	Awaïss <i>et al.</i> 1992
Zooplancton collecté en lac : Rotifères et Copépodes de taille < 250 µm	0	10	bac de 500 l ; renouvellement continu de l'eau : 1,5 l.h ⁻¹ ; température : 19-20 °C ;	13	12,6	41,7	Wang et Eckmann 1994
nauplii <i>d'Artemia</i>	0	75 - 85	Dispositif III : absence de renouvellement de l'eau ; température : 21 °C	16	10,7 à 13,4	40,9	Présente étude : expérience I, test 2
nauplii <i>d'Artemia</i>	0 1-3	11	Dispositif I renouvellement continu de l'eau : 10 l.h ⁻¹ pour les 3 bacs ; température : 21 °C	14-17	19,7	57,1 à 85,2	Présente étude : expérience II, test 2

A 20 °C, Wang et Eckmann (1994) enregistrent à la densité de 10 larves.litre⁻¹ un taux de survie maximum de 41,7 % pour des larves nourries avec du zooplancton (< 250 µm) collecté en milieu naturel. Ces perches atteignent 8,7±0,9 mm à l'âge de 13 jours. Awaïss *et al.* (1992) réussissent l'alimentation des larves de perche nourries pendant 10 jours avec des Rotifères *Brachionus calyciflorus* P. avec un taux de survie de 83,5 %.

En eau douce, les mortalités des larves nourries avec des nauplii *d'Artemia* sont très fortes durant les 4 premiers jours d'alimentation (expérience I, test 2). Ensuite elles sont réduites entre le 4 ème et le 8 ème jour dans tous les lots quelle que soit la souche *d'Artemia*

utilisée. Les densités d'élevage ($75 \text{ larves.litre}^{-1}$) semblent très fortes pour un milieu non renouvelé. Yasunaga (1975) estime que les larves fraîchement écloses doivent être élevées en eau calme mais à faible densité. Les larves de perche commencent à accepter les nauplii à différents degrés après un délai dont la durée varie avec la souche d'*Artemia* : 4 jours pour A et 2 jours pour B. Ceci doit s'expliquer par la taille des proies, plus grande dans le cas de la souche A. A partir du cinquième jour, les proies distribuées sont bien acceptées dans tous les lots. En milieu naturel, les larves ingèrent préférentiellement les proies les plus petites (Guma'a 1978b, Treasurer 1992). Depuis l'éclosion jusqu'à la taille de 10 mm, le plus grand calibre des proies ingérées par la larve de perchaude est légèrement inférieur à l'ouverture buccale maximale (Wahl *et al.* 1993). La larve de perche est un prédateur dont l'ouverture buccale limite le spectre des proies (Schael *et al.* 1991). L'ouverture buccale maximale est positivement corrélée avec la longueur des larves de perche (Guma'a 1978c, Treasurer 1990). La taille des nauplii d'*Artemia* étant inférieure à celle de l'ouverture buccale, l'adéquation du calibre de ces proies pour nourrir les larves de perche se justifie comme le confirme l'ingestion observée.

Dès le stade larvaire, l'activité de chasse chez la larve de la perche semble être souvent déclenchée par la détection d'une proie vivante, si l'on considère aussi le comportement quasi indifférent des larves à la descente des particules d'aliment composé (expérience I, test 1). Chez la larve du bar *D. labrax*, le comportement de chasse est la réponse d'une stimulation successive de différentes cellules rétinienne (Barnabé 1991). Il y a nécessité d'un mouvement apparent de la proie par rapport à son prédateur visuel (Treasurer 1990). Plongée dans une obscurité totale, la larve de la perchaude ne s'alimente pas (Wahl *et al.* 1993). L'apparition des cellules en bâtonnet de la rétine, et les réponses rétinomotrices, n'ont lieu qu'au stade de 30 mm (Ahlbert 1973, Guma'a 1982). La vision n'est pas optimale au stade larvaire et le stimulus visuel ne serait pas le seul facteur déclenchant le comportement de chasse chez la perche. L'activité des proies vivantes induit des vibrations de l'eau perceptibles par les larves. Par conséquent, l'hypothèse du stimulus mécanique peut être aussi retenue.

A l'éclosion, le regroupement des larves au fond du bac est la marque de l'inaptitude à la nage et la conséquence du non remplissage de la vessie natatoire qui n'intervient que le lendemain. Mais par la suite, leur regroupement à proximité de la surface de l'eau, s'explique par leurs caractères phototaxiques (Manci *et al.* 1983). En effet, les bacs cylindro-coniques mesurent un mètre de profondeur et l'éclairement décroît de la surface de l'eau vers le fond du bac obligeant les larves à se regrouper dans la région la plus éclairée. Des bacs moins profonds semblent mieux appropriés. La nage oblique observée pourrait provenir d'un mauvais fonctionnement de la vessie gazeuse à la suite de malformations éventuelles.

La résorption complète de la vésicule vitelline est achevée à l'issue de cette phase d'élevage (14 jours). Le franchissement de cette étape constitue une phase critique dans la vie des larves de perche puisque leur alimentation devient entièrement exogène. Toute déficience nutritive chez les larves peut se traduire immédiatement par des mortalités massives. La survie des perches n'a pas baissé de façon significative lors d'un nourrissage avec *Artemia*. On peut penser que la valeur nutritive des nauplii distribués est en adéquation avec les besoins des larves pour cette période. A deux semaines, les longueurs moyennes se situent autour de 9,5

mm, ce qui apparaît faible au regard des longueurs moyennes des quelques larves ayant survécu au même âge avec un aliment artificiel (expérience I, test 1 : $7,9 \pm 0,9$ mm). L'effet des fortes teneurs des nauplii en acides gras essentiels n'est pas mis en évidence sur la survie et la croissance des larves. La nécessité d'une étude complémentaire s'impose afin d'analyser l'évolution ultérieure de la survie des perches et la composition biochimique des tissus. L'acceptation plus rapide des nauplii de la souche B constitue la seule différence mise en évidence.

En eau faiblement salée (expérience I, test 3), l'homogénéité des tailles et des masses peut traduire une prise régulière des *Artemia*. La croissance des larves de perche est forte à 14 jours. L'effet de la salinité n'est pas en cause puisqu'à 0 ‰, la croissance est aussi forte qu'en milieux salés. La différence de survie entre les lots témoins à 0 ‰ (taux de survie : 73,9 %) et les lots n°3 à 5 (expérience I, test 2 : 42,3 % de survie) est imputable à l'effet de la densité d'élevage, tout autre facteur restant constant. Au cours de l'expérience précédente, la densité est très forte, atteignant 80-85 larves.litre⁻¹ dans les 3 lots (B1 à B3 du test 2, expérience I). Elle est plus confortable, à 11 larves.litre⁻¹ lors du test 3. La survie maximale obtenue au bout de 27 jours d'élevage dans une eau contenant 2 ‰ d'eau de mer est de 62,3 % (Ribi 1992). Bein et Ribi (1994) rapportent également un taux de survie de 85,7 % au bout de 24 jours d'élevage de larves de perche fluviatile à la densité de 4 larves.litre⁻¹ et avec une eau à 1,2 ‰ de salinité. Les effets de la salinité ne sont pas mis en évidence au cours du test contrairement aux résultats des travaux de ces auteurs qui nourrissent les larves de perche avec du zooplancton collecté en milieu naturel.

4.3.1. Effets de la date d'éclosion.

Les taux de survie et la croissance des larves séparées par catégorie (Lp, Ln et Lr) sont plus faibles que ceux obtenus au cours du test de jeûne préalable des larves avant la première alimentation exogène (test 2, expérience II). Cette baisse peut s'expliquer surtout par des densités d'élevage extrêmement élevées et la distribution précoce de nauplii d'*Artemia* sans phase de jeûne préalable. En outre, le siphonnage quotidien des proies non ingérées occasionne un stress aux larves. Craig (1987) estime que les perches sont dotées d'un instinct grégaire. La croissance est maximale dans le groupe contenant l'ensemble des larves du même ruban Lens. Parmi les animaux d'âges différents, des larves ingérant déjà des proies pourraient favoriser la prise alimentaire chez les larves non initiées. Au 14^{ème} jour, les longueurs moyennes des trois catégories de larves séparées, Lp, Ln et Lr, (9-10 mm), sont cependant du même ordre que dans l'expérience I, test 2 ou de celles de Wang et Eckmann (1994) et de Hinshaw (1985).

Chevey (1925) relate que la prolarve de la perche fluviatile, extrêmement vorace à l'éclosion consomme des Ostracodes et des Cladocères. A 19-20 °C, le zooplancton collecté dans le lac de Constance (< 250 µm) est consommé par plus de 50 % des larves à l'âge de 4 jours (Wang et Eckmann 1994). Au cours de nos investigations, les perches sont séparées en

fonction de leur jour d'éclosion de façon à connaître le volume des prises à un âge réel et non d'un âge médian (éclosion de masse). Seules les larves "normales" ingèrent des nauplii et très faiblement le premier jour. A trois jours, plus de 17 % des larves de toutes catégories consomment les proies distribuées. En distribuant les proies deux jours après l'éclosion de masse, seulement entre 9 à 12 % des larves du ruban (larves normales Ln ou larves non séparées Lens) susceptibles de consommer des nauplii d'*Artemia* risquent de ne pas en disposer. Dans le cas des larves non séparées (Lens), 12 %, 19 % et 90 % des larves ont ingéré quotidiennement des nauplii entre J1 et J3 respectivement.

Tout ceci confirme l'intérêt d'un délai préalable à la première distribution d'aliment. Dabrowski (1984), rapporte que la taille de la bouche est un critère sûr pour déterminer le moment de l'alimentation des larves, bien qu'il existe des exceptions. L'ouverture buccale maximale des larves précoces (Lp) calculée grâce à l'équation de régression de Treasurer (1990) atteint 612 μm à 3 jours. Du fait de la taille des nauplii d'*Artemia* IH (plus petit calibre utilisé), $L = 427 \pm 39 \mu\text{m}$ et $l = 186 \pm 21 \mu\text{m}$, l'observation d'une période de jeûne de 2 jours à partir de la date de l'éclosion de masse avant toute distribution de proies vivantes se justifie.

Enfin, l'utilisation d'*Artemia* décapsulée permet d'éviter la présence de coques des cystes qui sont souvent ingérées avec les nauplii malgré toutes les précautions prises pour leur séparation.

4.3.2. Effets de jeûne.

Les taux de survie sont très élevés (85 %) quelle que soit la durée du jeûne préalable et moyennement élevé (57 %) pour le lot nourri dès l'éclosion. Le remplacement des larves mortes (maximum par bac : 13) au début de la phase de distribution des proies, justifié par le stress dû au comptage, au transfert et à l'installation des larves, peut avoir légèrement influencé les résultats. Mais ceci n'est pas déterminant car ces effectifs constituent un maximum de 12 %. Le dispositif d'élevage réduit de façon significative le stress lié aux manipulations quotidiennes de larves et explique en partie ces bons résultats. Les conditions d'élevage sont optimisées.

- La densité initiale est acceptable (11 larves.litre⁻¹) après comparaison avec d'autres travaux (Hinshaw 1985 : 125 larves.litre⁻¹ ; Ribí 1992 : 2-14 larves.litre⁻¹, Bein et Ribí 1994 : 4 larves.litre⁻¹, Wang et Eckmann 1994 : 10 larves.litre⁻¹, Tamazouzt 1995 : 16 larves.litre⁻¹).

- Le renouvellement de l'eau est continu.

- La vitesse du courant est faible. Le débit de l'eau (3,33 l.h⁻¹) est supportable par les larves. Hinshaw (1985) et Wang et Eckmann (1994) rapportent respectivement un débit de l'eau de 3,6 l.h⁻¹ et de 1,5 l.h⁻¹ pour la perchaude et la perche fluviatile respectivement.

- Un fort contraste existe entre les proies (nauplii d'*Artemia* de couleur rose-orangé) et les parois des bacs (couleur gris-sombre) et permet une bonne identification des proies par les larves (Hinshaw 1985).

- Tout le volume d'eau est éclairé de façon homogène grâce à une hauteur d'eau de 20 cm.

- Des nauplii d'*Artemia* de petit calibre sont distribués régulièrement.

Après 14 jours d'alimentation, ($LT = 12,2 \pm 1,5$ mm et $M = 12,6 \pm 5,8$ mg) la croissance est supérieure aux valeurs rapportées à notre connaissance par la littérature. Au cours de la période de jeûne, le stress est réduit. La non alimentation exogène des larves à l'obscurité permettrait une meilleure utilisation des réserves vitellines à des fins de croissance. Deux ou trois jours de jeûne à l'obscurité après l'éclosion de masse induisent une meilleure croissance en longueur qu'une alimentation plus précoce. Enfin, les nauplii distribués ne polluent pas le milieu d'élevage.

A deux semaines, la grande hétérogénéité des masses individuelles des différents lots du test 3 (expérience II) explique l'activité prédatrice au sein des perches. Wang et Eckmann (1994) n'observent ce phénomène qu'à un mois, le matin avant la distribution de proies. Treasurer (1990) n'observe pas de cannibalisme parmi les populations naturelles de perches au cours de leur première année (0+). Dans notre cas, le calibrage des perches n'a fait que le réduire puisque les masses ont de nouveau varié très rapidement. Le coefficient de variation passe d'un niveau maximum de 30 % au début de cette phase à 43 % après 14 jours. La croissance au cours de cette phase est aussi forte puisque les TCS sont tous supérieurs à $11 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$ et comparables à ceux obtenus par Fiogbe *et al.* (1995). La vitesse de croissance en longueur est légèrement supérieure à celle de la première phase ($0,5 \text{ mm} \cdot \text{j}^{-1}$). Au cours du calibrage, des mortalités liées à la manipulation sont marquées.

5. Conclusion.

L'utilisation d'un aliment artificiel pour nourrir les larves de perche conduit à une extinction du cheptel sans acceptation de l'aliment. Par contre, il est possible de démarrer des larves de perche avec succès en utilisant des nauplii fraîchement éclos d'*Artemia*.

L'effet d'un milieu d'élevage contenant une faible teneur en eau de mer n'est pas mis en évidence sur la survie et la croissance des larves de perche.

Elles atteignent 11-12 mm de longueur et une masse de 10-13 mg au bout de 14 jours d'alimentation avec les nauplii d'*Artemia* en milieu renouvelé. La grande disponibilité, la facilité de culture et les possibilités d'enrichissement de cet organisme zooplanctonique, constituent des atouts indéniables. L'intérêt des souches de type marin n'est pas mis en évidence. Mais, le calibrage des souches réduit le délai d'acceptation de ces proies. L'observation d'une phase de jeûne (à l'obscurité totale) de deux jours après l'éclosion de masse permet d'avoir la meilleure croissance. La distribution alternée de nauplii d'*Artemia* vivants et congelés devra être aussi étudiée dans la perspective d'une réduction de la durée de distribution de proies vivantes préalable au passage à l'aliment artificiel.

Chapitre IV : Sevrage des perches.

CHAPITRE IV : SEVRAGE DES PERCHES.

1. Introduction.

L'élevage intensif implique la consommation par le poisson d'un aliment équilibré et couvrant tous ses besoins. Il faut une phase d'entraînement au stade larvaire ou à un stade plus évolué chez certaines espèces de poissons pour qu'elles capturent et ingèrent un aliment artificiel (Hale et Carlson 1972, Heidinger et Kayes 1986). Cette phase d'initiation préalable est le sevrage. Ce terme sera employé quel que soit le stade ontogénique étudié. Le sevrage est une période critique dans la production intensive de *Micropterus salmoides* (Simco *et al.* 1986). Il est pratiqué chez de nombreuses autres espèces carnassières tels que le brochet, *Esox lucius* (Graff 1978, Westers 1986), le walleye *Stizostedion vitreum* (Masterson et Garling 1986, Nagel 1976), le bar *Dicentrarchus labrax* (Caubere 1984, Sime 1984), la daurade royale *Sparus auratus* (Bedier *et al.* 1984), le poisson chat *Ictalurus punctatus* (Stickney 1986), la sole *Solea vulgaris* et le turbot *Scophthalmus maximus* (Person Le Ruyet 1986).

La procédure de sevrage des poissons varie selon les espèces, en fonction du stade de développement et des conditions d'élevage. D'une façon générale, elle consiste en :

- une disponibilité de poissons en bonne santé et préalablement calibrés pour limiter les risques éventuels de cannibalisme (Best 1981, Heidinger et Kayes 1986, Simco *et al.* 1986) ;
- un traitement prophylactique contre les bactérioses, les mycoses et autres parasitoses ;
- un confinement des poissons dans un volume d'eau restreint de telle sorte qu'ils soient obligés de modifier leur comportement pour survivre (Simco *et al.* 1986). La forte densité entraîne une compétition pour l'alimentation qui force les poissons à une acceptation rapide de l'aliment artificiel ;
- un maintien d'une température de l'eau favorisant l'alimentation des poissons ;
- une eau de bonne qualité (Lewis et Morris 1986) ;
- une adéquation de la taille des granulés avec l'ouverture buccale des stades concernés, de préférence en utilisant des granulés de petit calibre (diamètre) ;
- une distribution régulière de l'aliment artificiel pour faciliter son contact avec les poissons et accroître leur opportunité d'accepter cet aliment ;
- des caractères physiques et organoleptiques de l'aliment compatible avec les exigences des poissons (goût, texture, arôme).

Les modalités de cette transition alimentaire varient suivant le comportement trophique de l'espèce. Le sevrage peut être progressif avec un aliment de transition souvent constitué de proies naturelles congelées ou d'un aliment artificiel humide ou encore de poissons et d'invertébrés frais broyés. C'est le cas chez des espèces tels que le loup, *D. labrax* ou bien *M. salmoides*, (Caubère 1984, Simco *et al.* 1986). Il peut aussi être direct, sans utilisation d'un aliment de transition. Les proies vivantes sont remplacées par l'aliment artificiel qui assure la

phase de croissance ultérieure (Person-Le-Ruyet 1986). L'aliment inerte n'est pas nécessairement un aliment humide, mais peut être un granulé, une poudre ou des miettes de calibre approprié qui remplace entièrement les proies vivantes. Parfois, le sevrage se pratique avec de l'aliment artificiel et des proies vivantes distribuées en supplément (Best 1981, Bromley et Sykes 1985).

La durée de sevrage est très variable et dépend des conditions d'élevage. Chez l'esturgeon *Acipenser baeri*, le sevrage a lieu à l'âge de 52 jours soit à environ 2 g (Williot 1986). Le sevrage intervient généralement entre l'âge de 14 et 21 jours chez *Morone saxatilis*. Pendant une semaine, *Artemia* et l'aliment artificiel (pour Salmonidés) sont distribués simultanément. Au delà, seul l'aliment artificiel est fourni 12 à 16 fois par jour (Kerby 1986). Dans le cas du bar, le sevrage d'alevins (30 mg) dure 20 jours. Il commence à l'âge de 7 semaines. On obtient une survie de 83-90 % et un TCS de $6,9 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$ (Person Le Ruyet *et al.* 1991). La température de l'eau doit être suffisante pour permettre une acquisition définitive de la prise d'aliment artificiel et engendrer une croissance significative des poissons.

Les taux de survie et la proportion des effectifs de poissons consommant l'aliment de sevrage sont des critères parfois utilisés pour mesurer la réussite du sevrage (Simco *et al.* 1986, Malison et Held 1992).

La littérature fournit peu de données sur le sevrage des perches. Le manque de nourriture adéquate, le stress durant la période de capture, les facteurs de l'environnement et le cannibalisme sont les principales causes de mortalités au cours du sevrage des perchaudes (Best 1981). Kestemont *et al.* (1995a) obtiennent en quatre jours de sevrage, des taux de survie qui augmentent avec le poids initial des alevins de perche. Ces taux, qui varient de 5 % à 35 % pour des alevins de 5, 10, 50 et 110 mg, s'expliquent en partie par le cannibalisme dont le taux varie entre 23,4 et 48,8 %. Le taux de survie en fin de sevrage des perchaudes dépend de leur taille initiale. La taille minimale adéquate est de 16-31 mm pour une survie de 75 % (Best 1981). Malison et Held (1992) n'enregistrent pas de différence significative au point de vue des taux d'adaptation, du jeûne (refus volontaire de l'aliment) ou du cannibalisme entre des groupes de perchaudes ayant respectivement 16,9 - 32,5 et 42,6 mm de longueur moyenne. La durée du jeûne est d'autant plus courte que les poissons sont petits. Les mêmes auteurs observent une meilleure adaptation et un cannibalisme réduit à la densité numérique de $13,7 \text{ perches} \cdot \text{litre}^{-1}$ qu'à $37,4 \text{ poissons} \cdot \text{litre}^{-1}$.

Afin de s'affranchir des contraintes des proies vivantes, le sevrage de la perche fluviatile est une impérieuse nécessité si l'on envisage de développer une filière de production intensive. Des expériences de sevrage sont effectuées sur plusieurs groupes de perche. L'objectif vise à tester des modalités de sevrage à différents stades de développement et à étudier les performances zootechniques de ces poissons : délai de première ingestion d'un aliment composé, taux de survie, influence de la température et performances de croissance.

2. Matériel et méthode.

La recherche d'une amélioration continue des conditions de sevrage explique l'évolution des protocoles adoptés. Trois expériences de sevrage sont effectuées. La première concerne le sevrage en milieu non renouvelé des perches issues des élevages larvaires en laboratoire. Depuis l'éclosion, elles sont nourries avec *Artemia*. Le sevrage est direct ou bien un aliment de transition est testé chez des larves 2 (9 - 14 mm) et des alevins 1 (15 - 25 mm) lors des tests 1 à 3. Lors des expériences II et III, le sevrage est direct, l'eau est recyclée ou bien continuellement renouvelée. L'expérience II concerne les alevins 1 et 2, obtenus à partir d'embryons incubés en laboratoire, ou pêchés en étang. Les perches juvéniles et adultes, issues exclusivement d'étang, ont fait l'objet de l'expérience III.

L'accomplissement du sevrage est déterminé par l'observation de la prise alimentaire et l'abondance de matières fécales en absence de cannibalisme. Pour cela, le comportement des perches est observé à la descente de l'aliment le long de la colonne d'eau tandis que la présence de fèces est recherchée quotidiennement. Une survie élevée et une croissance significative à la fin du sevrage ou postérieure au sevrage (post-sevrage) sont les critères d'un sevrage réussi (Bromley et Sykes 1985). A la fin de l'expérimentation, dans chaque lot, les perches sont dénombrées puis mesurées en totalité ou après sous-échantillonnage. En complément, des données de croissance acquises au terme d'une phase de post-sevrage sont parfois utilisées pour conforter l'appréciation de la prise alimentaire d'après les observations directes. Les trois dispositifs d'élevage I, II et III sont utilisés.

2.1. Aliments.

Au cours des tests de sevrage de larves et d'alevins, des lots témoins continuent à être nourris 6 fois par jour avec *Artemia* (proies vivantes). Ces lots servent de témoins au cours des expérimentations. Les aliments artificiels (L, N et Aqua 16) sont testés au cours des trois expériences de sevrage. Ils sont distribués de façon continue grâce aux nourrisseurs à tapis roulant, entre 9 et 21 heures.

Pour les jeunes stades de certaines espèces de poissons, le changement d'alimentation constitue une période critique et les poissons sont très sensibles à toute déficience nutritionnelle (Simco *et al.* 1986). Une alimentation riche, équilibrée et suffisante est primordiale pour leur survie et leur bon développement. Afin d'évaluer la nécessité d'une alimentation riche en acides gras essentiels au cours de la transition alimentaire (proies vivantes - aliment composé), les aliments L et N sont testés avec les jeunes stades de perche (expériences I et II). Les perches juvéniles et adultes sont sevrées avec l'aliment Aqua 16 (expérience III).

L'effet d'un aliment de transition est testé pendant le sevrage des larves et alevins 1. Dans ce cas, les perches sont nourries pendant les quatre premiers jours avec des daphnies

congelées, huit fois par jour. Ensuite, l'aliment artificiel est introduit de façon progressive. Dès le cinquième jour de sevrage, il est le premier à être distribué, par séquence de deux heures, de façon continue de 9 h à 11 h. La séquence de ces distributions d'aliment artificiel progresse de 1 (5^{ème} jour) à 3 (7^{ème} jour). Du 8^{ème} jour jusqu'à la fin du sevrage, les poissons reçoivent uniquement de l'aliment artificiel.

La ration quotidienne d'aliment composé varie entre 10 et 50 % de la biomasse pour les jeunes stades (larve à alevin 1) et 4 % pour les stades plus évolués.

2.2. Sevrage de larves et d'alevins en milieu non renouvelé (expérience I).

Trois tests de sevrage de larves et d'alevins de perches sont réalisés en milieu non renouvelé. Au cours de ces essais, la température d'élevage est maintenue constante, sauf précision contraire. Les fèces des poissons et les dépôts d'aliment non ingéré sont siphonnés quotidiennement (1 - 2 fois) et l'eau évacuée est systématiquement remplacée.

2.2.1. Sevrage de larves 2 avec l'aliment L (groupe 1 : test I1).

Afin de tester chez les larves de perche la possibilité d'un remplacement direct des proies vivantes par un aliment artificiel, un groupe de trois lots de perches est directement nourri pendant 18 jours avec de l'aliment composé L (tableau XXI). Chaque lot compte 1000 larves. Un échantillon de 10 larves par réplicat, prélevé au début (LT moy. : $10,9 \pm 2,4$ mm) et à la fin du sevrage, permet l'acquisition des longueurs totales des poissons du groupe. La densité d'élevage est de 25 larves.litre⁻¹. La température moyenne de l'eau d'élevage est de 18 ± 1 °C (tableau XXI).

2.2.2. Sevrage de larves avec un aliment de transition (groupes 2 à 4 : test I2).

Le sevrage des larves avec uniquement de l'aliment artificiel en milieu non recyclé ou non renouvelé n'est pas pratique compte tenu de la pollution de l'eau par l'aliment composé non ingéré (Yasunaga 1975, observation personnelle). Dans le but de tester l'utilisation des daphnies congelées comme aliment de transition pour le sevrage des larves de perche, trois traitements sont testés. Pour cela, des larves (LT moy. : $9,5 \pm 0,1$ mm) sont réparties en 3 groupes (n° 2 à 4) (tableau XXI). Chaque groupe se compose de trois réplicats formés à leur tour de 300 ou 350 larves. Trois lots (groupe 2) sont nourris avec des daphnies congelées et de l'aliment composé N pendant 14 jours (tableau XXI). Trois autres lots (groupe 3) sont nourris avec des daphnies congelées et de l'aliment artificiel L pendant 14 jours. Enfin, un dernier groupe (n°4) est constitué de lots témoins nourris avec *Artemia* vivant. Dans tous les bacs, la densité d'élevage est de 4 larves.litre⁻¹. La température moyenne de l'eau est de 21 ± 1 °C.

Tableau XXI : Récapitulatif des tests de sevrage.

Expériences	I							II					III						
Facteurs testés	Sevrage direct ou non des larves et d'alevins en milieu non renouvelé							Sevrage direct d'alevins en milieu renouvelé					Sevrage direct de juvéniles et d'adultes en milieu renouvelé						
Tests	I 1		I 2		I 3			II 1		II 2			II 3	III 1	III 2			III 3	
Groupes	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	
Nombre de lots	3	3	3	2	2	2	2	2	2	2	2	3	2	5	3	3	1	2	
Stade initial de développement	larves 2				alevins 1 15 - 25 mm			alevins 2		alevins 1			alevins 2	juvéniles	juvéniles			adultes	
Longueur totale initiale (mm)	10,9±2,4		9,5±1,0	9,5±1,0	9,5±1,0	17,1±2,2			28,6±3,4		16,7±1,9	16,6±2,0	16,5±2,4	28,4±3,6	74,6±4,5	71,9±8,9			102,2±8,6
Origine des lots	intensif		intensif		intensif			extensif		intensif			intensif	extensif	extensif			extensif	
Régime alimentaire	aliment artificiel seul	D**+ L	D+ N	Artemia	Artemia	D+ N	D+ L	aliment artificiel seul		aliment artificiel seul			aliment artificiel seul	aliment artificiel seul	aliment artificiel seul			aliment artificiel seul	
Durée totale (jours)	18		14		18			18	20	14			17	15	24			20	
Température (°C)	18±1		21±1		20±1			19,4±1	21,5±0,5	23±1			23±1	23±1	21±0,5	25±0,5	23±0,5	23±0,5	
Dispositif expérimental	I	I		I	III	III	I	II	I			I	I			II	II		
	eau stagnante	eau non renouvelée		eau stagnante			eau renouvelée		eau renouvelée			eau renouvelée	eau renouvelée						

* e.t = écart-type ; ** : D = daphnies congelées.

Avant la répartition des larves en différents lots au début du sevrage, un prélèvement aléatoire de 121 perches de l'ensemble de la population de larves (même ponte) permet d'estimer les longueurs totales initiales des groupes 2 à 4. Chaque lot n'est donc plus échantillonné au début de l'expérience. En fin de test, des prélèvements sont effectués dans chaque lot pour la biométrie.

2.2.3. Sevrage d'alevins avec un aliment de transition (groupes 5 à 7 : test I 3).

La réussite du sevrage des perchaudes dépend de leur taille initiale (Best 1981, Heidinger et Kayes 1986). Des perches de stade plus évolué que celui du test 2 (LT moy. : $17,1 \pm 2,2$ mm) sont sevrées en utilisant les daphnies congelées comme aliment de transition. Les groupes d'alevins n°5-7 sont soumis à trois traitements (tableau XXI). Chaque groupe se compose de deux lots (réplicats). Le groupe n°5 (2 lots témoins) continue d'être nourri avec *Artemia* vivant. Les réplicats du groupe 6 sont nourris avec des daphnies congelées (4 jours) puis de l'aliment artificiel N (14 jours). Les perches du groupe 7 sont nourries avec des daphnies congelées et de l'aliment artificiel L selon le même calendrier que le groupe 6. La faible densité d'élevage varie de 0,7 à 1,5 alevins.litre⁻¹. La température moyenne de l'eau est de 20 ± 1 °C.

Afin d'estimer les paramètres initiaux (longueur et masse initiales), 18 alevins sont échantillonnés avant la répartition en différents lots.

2.3. Sevrage direct d'alevins en milieu renouvelé (expérience II).

Des alevins de perche (LT moy. 16 - 30 mm) sont soumis à des tests de sevrage direct en milieu recyclé ou en circuit ouvert. Certains proviennent d'élevage extensif (groupes 8 et 9). Les alevins élevés depuis leur éclosion au laboratoire (groupes 10-13) ne sont pas soumis à une phase de désinfection ou d'adaptation préalable à leur nourrissage avec l'aliment de sevrage.

2.3.1. Sevrage d'alevins produits extensivement (groupes 8 et 9 : test II 1).

Les phases d'élevage larvaire et de production de juvéniles de perchaude et d'autres espèces de poissons se déroulent en milieu naturel ou en étang fertilisé (Malison et Held 1992). Dans ce cas, le prégrossissement intervient généralement après un sevrage en milieu contrôlé des alevins pêchés en étang (Kerby 1986, Simco *et al.* 1986). Afin de tester en circuit fermé la faisabilité du sevrage des alevins sans l'usage d'un aliment de transition, 562 perches de $28,6 \pm 3,4$ mm issues de l'étang de Lindre (juin) sont réparties en deux groupes (n°8 et 9) et sevrées. Chaque groupe se compose de deux lots (réplicats). Le groupe 8 est sevré sans

réchauffement de l'eau. Toutefois, la température est restée relativement stable avec une moyenne de $19,4 \pm 1,0$. Le groupe 9 est maintenu à la température moyenne constante de $21,5 \pm 0,5$ °C. Les perches des groupes 8 et 9 (test II1) proviennent d'un étang, mais ne sont pas soumises à une phase de désinfection et d'acclimatation aux structures d'élevage en milieu confiné.

Avant la répartition des perches en quatre lots, la biométrie est établie sur un échantillon de 49 alevins. Chaque lot n'est plus échantillonné pour en estimer les paramètres initiaux. A la fin du sevrage, un prélèvement est effectué dans chacun des lots pour le relevé de contrôle biométrique. Chaque groupe reçoit uniquement de l'aliment artificiel Aqua 16 pendant toute la période de sevrage.

2.3.2. Sevrage d'alevins 1 produits en laboratoire (groupes 10-12 : test II 2).

Parmi les facteurs dont dépend la réussite du sevrage des poissons, la qualité de l'eau d'élevage (Lewis et Moris 1986) et sa température (Hokanson et Koenst 1986) sont très déterminants. Afin d'avoir une eau de bonne qualité et une température d'élevage appartenant à la gamme physiologique optimale tout le long du sevrage, le sevrage d'alevins 1 de perche (LT = 16 mm) est testé pendant 14 jours, à une température constante de 23 °C, sans utiliser un aliment de transition. Chaque jour, un circuit ouvert assure 8 renouvellements complets de l'eau dans chaque bac d'élevage.

Les performances zootechniques obtenues avec les deux aliments artificiels L et N (tableau XXI) sont comparées à celles d'un groupe témoin nourri avec *Artemia*. Des alevins de perche nourris depuis l'éclosion avec *Artemia* et âgés de 33 jours sont répartis en 3 groupes (n°10-12, tableau XXI). Des échantillons sont prélevés dans chaque groupe pour en estimer les paramètres initiaux. Le lendemain, jour du début de sevrage (J34), les différentes mortalités constatées dans chaque bac et surtout dues aux manipulations de comptage et de biométrie, rendent inégaux les effectifs des différents lots. Mais le niveau des densités numériques et des charges pondérales pratiquées n'étant pas élevé, le réajustement des effectifs de chaque lot n'est pas jugé nécessaire. Le groupe témoin (n°10) se compose de 2 lots (duplicats) sevrés à la densité moyenne de 3 alevins.litre⁻¹. Deux autres lots constituent le groupe 11 nourri avec l'aliment L. L'aliment N est distribué aux trois lots d'alevins formant le groupe 12. La densité moyenne d'élevage de ces deux derniers groupes est d'environ 2 alevins .litre⁻¹.

2.3.3. Sevrage d'alevins 2 produits en laboratoire (groupe 13 : test II3).

Cet essai procède du test précédent. A la fin du sevrage des différents groupes du test 2, les alevins du groupe témoin (groupe n°10) sont à leur tour soumis au sevrage avec l'aliment artificiel L qui est le plus performant au point de vue de la croissance et de la survie. A présent,

ces alevins constituent le groupe 13. Le sevrage a lieu pendant 17 jours dans les mêmes conditions que l'essai précédent (test 2) : tableau XXI.

2.4. Sevrage direct en milieu renouvelé de juvéniles et d'adultes produits extensivement (expérience III).

Trois tests de sevrage de juvéniles ou d'adultes ont lieu en circuit fermé (eau recyclée), ou en circuit ouvert (eau continuellement renouvelée). Les essais concernent des juvéniles (tests III1 et II2), et des adultes (test III3) (tableau XXI). Dans un premier temps, l'objectif est de tester la faisabilité du sevrage des perches de grande taille ($LT \geq 70$ mm), pêchées en étang (tests III1 et III3). En second lieu, les effets de différentes températures sur le sevrage sont évalués (test III2).

2.4.1. Mode opératoire.

Le sevrage des perches de grande taille issues d'étangs piscicoles s'effectue en deux phases. La première consiste en leur acclimatation aux conditions d'élevage en laboratoire. Elle permet aussi leur désinfection. Les perches subissent une balnéation prophylactique (traitement à l'acide oxolinique, au vert de malachite ou encore au NaCl) en vue de limiter le développement d'agents pathogènes tels que les champignons et les bactéries.

A leur arrivée au laboratoire, la température de l'eau est de l'ordre de 16 °C. Au cours de cette phase, l'eau d'élevage n'est pas réchauffée. Afin de limiter le développement éventuel d'organismes pathogènes, sa température ne doit pas excéder 20°C. Aucun aliment n'est distribué. Tous les poissons indésirables, écaillés, malades ou présentant un comportement anormal, sont systématiquement éliminés. Cette phase, de durée variable, prend fin lorsque les mortalités inhérentes aux manipulations (pêche, transport, transvasement) sont quasi nulles et que le comportement des perches est satisfaisant. Les poissons adoptent alors une répartition et des mouvements réguliers dans tout le volume d'eau. L'eau est ensuite progressivement réchauffée à la température de sevrage .

La deuxième phase est celle de la distribution de l'aliment de sevrage. Des distributeurs automatiques d'aliment (tapis roulant) permettent une alimentation continue des perchettes 12 heures par jour. La durée de cette phase varie aussi selon la performance des perches pour la capture et l'ingestion des particules d'aliment composé. La ration quotidienne représente 4 % de la biomasse totale des perches. Le calcul des taux de survie tient compte uniquement des effectifs de perche dans chaque bac au début de la phase d'alimentation.

Le comportement des perchettes est observé à la descente de l'aliment le long de la colonne d'eau. La présence de fèces confirme l'ingestion de l'aliment en absence de cannibalisme. L'engouement des perchettes à la prise d'aliment et l'abondance des fèces

déterminent la fin du sevrage. Celle-ci est parfois confirmée par des données de croissance, obtenues sur une courte phase de 'post-sevrage'.

2.4.2. Faisabilité du sevrage de juvéniles (groupe 14 : test III1).

Dans un premier temps, l'objectif est de tester la faisabilité du sevrage direct des juvéniles de perche, de LT moyenne de $74,6 \pm 4,5$ mm, sous une alimentation continue de l'eau d'élevage maintenue à une température constante de 23 °C. En raison des quantités importantes de proies qu'exigent les perches nourries avec un aliment vivant, il n'y a pas de lots témoins. Pendant la phase d'acclimatation, six perchettes sont mortes ou éliminées. Le groupe 14, formé de 97 perches pêchées en étang, est réparti en 5 lots de biomasse équivalente (tableau XXI). Ces juvéniles sont sevrés pendant une durée totale de quinze jours dans des bacs de 40 litres d'eau (dispositif I).

2.4.3. Effets de la température sur le sevrage des juvéniles (groupes 15 à 17 : test III2).

L'influence de la température sur le rythme d'alimentation (et de digestion - évacuation) des poissons est relatée par divers auteurs (Elliot 1975, Jensen et Berg 1993). L'élévation de la température chez la plupart des organismes animaux accélère les activités métaboliques. La température physiologique optimale des juvéniles de perche est de $25,4$ °C alors que la température optimale de consommation des perches de l'année est de 29 °C (Hokanson 1977). Il est donc envisageable qu'un accroissement sensible de la température de l'eau stimule l'appétit des perches soumises au sevrage. Enfin, la température est l'un des facteurs de l'environnement qui déterminent le succès de l'adaptation des perchaudes initialement élevées en étang aux conditions d'élevage intensif (Hokanson et Koenst 1986). Afin d'évaluer les effets d'une hausse de la température sur la réussite du sevrage de juvéniles de perche de $71,9 \pm 8,9$ mm de LT moyenne, deux températures de sevrage sont testées : 21 et 25 °C. Etant donné les résultats de survie obtenus au cours du test précédent à 23 °C, cette valeur de température est choisie comme référence.

Au total, 59 perchettes sont mortes ou éliminées à l'issue de la phase d'acclimatation. Au début de la phase de nourrissage, en raison de la durée de la phase d'adaptation (10 j), au cours de laquelle les perches ne sont pas alimentées, elles deviennent maigres et ne supportent pas les doses habituelles d'anesthésiant. Ceci ne permet pas d'effectuer des mesures de tailles et de masses individuelles. Chaque lot est alors entièrement dénombré et une pesée globale permet d'obtenir la masse moyenne des perches.

Les 656 perches sont réparties en trois groupes (n°15-17) soumis aux trois traitements de température. Le groupe 15 divisé en trois lots, est nourri à la température constante de $21 \pm 0,5$ °C. Le groupe 16, également divisé en trois lots, est sevré à $25 \pm 0,5$ °C. Enfin, un groupe de 222 perches (groupe 17) est sevré à $23,0 \pm 0,5$ °C en aquarium avec un volume d'eau de 300

litres. Chaque lot (réplicat) des groupes 15 et 16, compte ± 70 perchettes avec une biomasse initiale de 260 g (tableau XXI).

2.4.4. Faisabilité du sevrage des perches adultes (groupe18 : test III3).

Afin d'évaluer les possibilités de sevrage de poissons âgés de 18 mois, la réussite du sevrage des grandes perches (LT moyenne > 100 mm) est testée à la température constante de 23 °C. Ce groupe 18 est formé de 563 perches de $102,2 \pm 8,6$ mm de LT moyenne (tableau XXI). Elles sont réparties en deux lots dans les aquariums du dispositif II.

3. Résultats.

D'une façon générale, les perches observent un délai avant l'acceptation du nouvel aliment. La période précédant l'acceptation des particules inertes de cet aliment se divise en trois phases. Dans un premier temps, les perches ne reconnaissent pas les proies inertes qui se déposent donc au fond du bac. Il y a ensuite une phase de préhension buccale suivie du relâchement des proies inertes. Enfin, les proies capturées sont ingérées.

Le cannibalisme n'est présent qu'au cours de l'essai réalisé avec des alevins 1 pêchés en étang et sevrés sans un calibrage préalable (groupes 8 et 9). Dans tous les autres cas, aucun poisson n'a disparu pour cause de cannibalisme. Les effectifs de poissons survivants correspondent aux effectifs attendus compte tenu des poissons morts qui sont quotidiennement retirés. Aucun cas d'agression n'est observé.

3.1. Sevrage des larves et alevins avec ou sans un aliment de transition (expérience I).

3.1.1. Sevrage des larves .

3.1.1.1. Utilisation de l'aliment L (groupe 1, test I1).

Au cours du sevrage, l'eau se trouble très rapidement du fait d'importants dépôts d'aliment non ingéré. Après une semaine d'alimentation, seules quelques rares prises d'aliment artificiel sont observées. Dans tous les bacs, les plus importantes mortalités ont lieu au cours des dix premiers jours. En fin de sevrage, les taux de survie des réplicats ne sont pas significativement différents (χ^2 , $P > 0,05$). La survie moyenne est de $20,1 \pm 0,9$ %.

Les longueurs finales des réplicats sont homogènes (ANOVA, $P > 0,05$). Après 18 jours de nourrissage avec l'aliment L, l'accomplissement du sevrage est confirmé par la croissance des larves (tableau XXII). Elles passent d'une taille moyenne de $10,9 \pm 2,4$ mm à $13,6 \pm 2,1$ mm.

3.1.1.2. Larves sevrées avec un aliment de transition (test I2).

a.- Larves nourries avec l'aliment L après une transition avec des daphnies congelées (groupe 2).

Dès le troisième jour, un grand nombre de perches s'activent pour capturer puis ingérer les daphnies congelées. La prise d'aliment par les larves a considérablement diminué dès que la distribution des proies décongelées a cessé. Peu de larves consommant les particules d'aliment artificiel sont observées tout le long de la période du sevrage. Ceci est l'une des causes de la

pollution de l'eau qui se trouble. D'importantes mortalités sont enregistrées surtout au cours des 7 derniers jours. Les taux de survie des réplicats en fin de sevrage ne sont pas significativement différents (χ^2 , $P > 0,05$) et la survie moyenne est de $20,0 \pm 1,6$ % (tableau XXII). De même, les longueurs totales et les masses finales des réplicats sont homogènes (ANOVA, $P > 0,05$). Le TCS atteint $6,1 \pm 1,9$ $\% \cdot j^{-1}$, traduisant une croissance significative des perches justifiant l'accomplissement du sevrage.

Tableau XXII : Sevrage des larves en milieu non renouvelé (expérience I, tests I1 et I2).

Tests	I1	I2			
	Aliments	L	Artemia (lots témoins)	L + daphnies congelées	N + daphnies congelées
Paramètres	Groupes	1	4	2	3
Température moyenne \pm e.t* ($^{\circ}$ C)	18 \pm 1	21 \pm 1	21 \pm 1	21 \pm 1	21 \pm 1
Effectif total initial	3000	600	1050	1073	
LT moyenne initiale \pm e.t* (mm)	10,9 \pm 2,4	9,5 \pm 1**			
Masse moyenne initiale \pm e.t* (mg)	-	6,3 \pm 2,1**			
LT moyenne finale \pm e.t (mm)	13,6 \pm 2,1	14,3 \pm 1,9	12,3 \pm 1,2	14,3 \pm 2,1	
Masse moyenne finale \pm e.t (mg)	-	25,2 \pm 14,3	14 \pm 6,1	28 \pm 18	
Taux moyen de survie \pm e.t (%)	20,1\pm0,9	61,3\pm2,4	20 \pm1,6	20,8 \pm2,3	
Durée (jours)	18	14	14	14	
TCS ($\% \cdot j^{-1}$)	-	9,9	6,1	11,0	
VCL ($mm \cdot j^{-1}$)	0,2	0,3	0,2	0,3	

* e.t = écart-type ; ** : 121 larves sont échantillonnées avant leur répartition dans les 3 groupes (2-4). Leurs valeurs de LT et de masse fournissent les caractéristiques initiales. TCS = taux de croissance spécifique ; VCL = vitesse de croissance en longueur.

b.- Larves nourries avec l'aliment N après une transition avec les daphnies congelées (groupe 3).

Le délai d'acceptation des proies naturelles congelées et de l'aliment composé est semblable à celui du groupe 2. Les mortalités de perche sont plutôt réparties sur les 10 derniers jours. Les taux de survie des réplicats sont homogènes et le taux de survie moyen des larves du groupe 3 est de $20,8 \pm 2,3$ % (tableau XXII).

En fin de sevrage, les longueurs atteignent $14,3 \pm 2,1$ mm et les masses moyennes $28,0 \pm 17,0$ mg. Le TCS est de $11 \% \cdot j^{-1}$, traduisant une croissance significative des perches. Le sevrage est accompli.

c.- Larves nourries avec *Artemia* (groupe 4).

Les larves nourries avec *Artemia* ont survécu avec un taux moyen de $61,3 \pm 2,4$ %. Les mortalités de perches enregistrées dans les deux lots formant ce groupe témoin sont semblables. Ainsi à l'issue des 14 jours, les taux de survie des réplicats ne sont pas significativement différents (χ^2 , $P > 0,05$). De même, les longueurs et masses finales des lots témoins sont homogènes (ANOVA, $P > 0,05$). Les larves passent d'une longueur moyenne de $9,5 \pm 1,0$ mm (et d'une masse de $6,3 \pm 2,1$ mg) à une longueur moyenne finale de $14,4 \pm 1,9$ mm (et une masse finale de $25,2 \pm 14,3$ mg). Le TCS est de $9,9 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$ (tableau XXII).

3.1.1.3. Comparaison des performances de sevrage des larves.

Bien que les perches des groupes n°1 à 4 soient au même stade de développement, les longueurs moyennes initiales du groupe 1 sont plus élevées que celles des groupes 2 à 4 (ANOVA, $P > 0,05$). Les longueurs finales des quatre groupes ne sont donc pas comparées entre elles. Cependant, les vitesses de croissance en longueur varient de 0,2 à 0,3.

La comparaison des longueurs moyennes finales des groupes n°2 à 4 indique que le groupe 2 (L+ daphnies) présente une longueur et une masse moyennes finales significativement plus faibles que celles des groupes 3 et 4 (*Artemia* et N + daphnies congelées) qui, elles, sont équivalentes (tableau XXII).

Les taux moyens de survie ne sont pas significativement différents entre les groupes n°1 à 3 (L, L+ daphnies, N + daphnies). Leur survie commune (20,2 %) est significativement plus faible que celle des lots témoins qui est de 61,3 % (χ^2 , $P < 0,05$).

3.1.2. Sevrage d'alevins avec un aliment de transition (test I3).

Les perches concernées sont initialement à un stade de développement plus avancé que celui des tests 1 et 2.

3.1.2.1. Alevins nourris avec *Artemia* (groupe témoin).

A l'issue des 18 jours d'élevage, les deux réplicats présentent des taux de survie équivalents (χ^2 , $P > 0,05$). Le taux de survie moyen est de 91,8 % (tableau). Les longueurs et masses finales des réplicats sont homogènes (ANOVA, $P > 0,05$). La vitesse de croissance en longueur des perches est de $0,5 \text{ mm} \cdot \text{j}^{-1}$ et le TCS est de $5,8 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$ (tableau XXIII).

Tableau XXIII : Sevrage d'alevins en milieu non renouvelé (expérience I, test I3).

Test		3		
Aliments		<i>Artemia</i>	N et daphnies congelées	L et daphnies congelées
Paramètres	Groupes	5	6	7
Température moyenne \pm e.t* ($^{\circ}$ C)		20 \pm 1	20,0 \pm 1,0	20 \pm 1
Effectif total initial		98	113	190
LT moyenne initiale \pm e.t* (mm)		17,1 \pm 2,2**		
Masse moyenne initiale \pm e.t* (mg)		51,7 \pm 21,5**		
LT moyenne finale \pm e.t* (mm)		25,8 \pm 2,7	19,7 \pm 1,1	20,8 \pm 3,1
Masse moyenne finale \pm e.t* (mg)		154 \pm 44	86,8 \pm 17,8	99,6 \pm 38,7
Taux moyen de survie (%)		91,8	27,4	48,9
Durée (jours)		18	18	18
TCS (%.j⁻¹)		5,8\pm0,3	2,9\pm0,8	3,6\pm0,4
VCL (mm.j⁻¹)		0,5\pm0,0	0,1\pm0,0	0,2\pm0,0

* e.t = écart-type ; ** : 18 alevins larves sont échantillonnés avant leur répartition dans les 3 groupes (5-7). Leurs valeurs de LT et de masse fournissent les caractéristiques initiales. TCS = taux de croissance spécifique ; VCL = vitesse de croissance en longueur.

3.1.2.2. Sevrage avec l'aliment N après une transition avec les daphnies congelées (groupe 6).

Depuis le début du sevrage, des mortalités sont survenues de façon quasi régulière dans tous les bacs jusqu'à la fin de l'essai. Le taux de survie moyen du groupe 6 est de 27,4 %. Les longueurs finales de ces réplicats nourris avec l'aliment composé N après une transition avec les daphnies congelées sont homogènes (ANOVA, $P > 0,05$). La VCL est de 0,1 mm.j⁻¹ et le TCS de 2,9 %.j⁻¹ (tableau XXIII).

3.1.2.3. Sevrage avec l'aliment L après une transition avec les daphnies congelées (groupe 7).

Dans ce groupe aussi, les mortalités ont lieu tout au long du sevrage des alevins. Le taux moyen de survie de ce groupe est de 48,9 %. Il y a homogénéité des longueurs et masses finales des réplicats (ANOVA, $P > 0,05$). La VCL est de 0,2 mm.j⁻¹ et le TCS de 3,6 %.j⁻¹.

3.1.2.4. Comparaison de la survie et de la croissance entre les trois traitements.

La comparaison des taux de survie des groupes 5 à 7 indique que le groupe 5 (témoin) présente la survie la plus forte (χ^2 , $P < 0,05$) (tableau XXIII). La survie du groupe 7 nourri

avec L + daphnies est plus élevée que celle du groupe 6 sevré avec N + daphnies (χ^2 , $P < 0,05$).

Les longueurs et masses moyennes finales des groupes n°6 et 7, sevrés, sont équivalentes (ANOVA, $P > 0,05$). L'effet du type d'aliment de sevrage sur les performances de croissance n'est pas mis en évidence. Les longueurs et masses moyennes finales du groupe témoin nourri avec *Artemia* (groupe 5) sont plus élevées que celles des perches sevrées (ANOVA, $P < 0,05$).

3.1.4. Comparaison des survies entre les stades 'larve 2' et 'alevin 1'.

La comparaison des taux de survie entre les stades (larve et alevin) se justifient par le fait que les conditions expérimentales sont semblables au cours des deux tests. Pour les aliments *Artemia*, ou L + daphnies, la comparaison en fin de sevrage des taux de survie entre les larves 2 (tests I1 et I2) et les alevins 1 (test I3) montre que la survie est toujours significativement plus élevée pour les alevins 1 :

$$\begin{aligned} \text{Artemia} &: \chi^2, P < 0,05 ; \\ \text{L + daphnies} &: \chi^2, P < 0,05. \end{aligned}$$

Pour l'aliment N + daphnies, le taux de survie ne varie pas entre ces deux stades (χ^2 , $P > 0,05$).

3.2. Sevrage direct d'alevins en milieu renouvelé (expérience II):

A la fin du test 1, des raisons techniques obligent à différer de deux jours l'analyse biométrique des poissons du groupe 9, engendrant un décalage dans la durée totale du sevrage.

3.2.1. Sevrage d'alevins des groupes 8 et 9 en milieu renouvelé (test III).

Le cannibalisme s'est manifesté dans tous les réplicats des deux groupes testés (n° 8 et 9). Il explique respectivement 6,2 % et 18,6 % des mortalités (tableau XXIV). Une mycose apparaît également au cours du sevrage. Les ravages sont surtout importants parmi les poissons du groupe 9 sevrés à plus forte température ($21,5 \pm 0,5$ °C). Les deux réplicats sevrés à 19,4 °C (groupe 8) ont des taux de survie équivalents (χ^2 , $P > 0,05$). La survie commune de ces lots est de $17,9 \pm 1,9$ %. Leurs longueurs totales et masses finales sont aussi homogènes (ANOVA, $P > 0,05$) (tableau XXIV). Le résultat inverse est obtenu avec les deux lots sevrés à 21,5 °C (groupe 9). En effet, leurs longueurs totales, leurs masses finales et leurs taux de survie diffèrent significativement différents ($P < 0,05$). La masse moyenne finale du groupe 9 (21,5 °C) est significativement plus élevée que celle du groupe 8 (19,4 °C) (TUKEY, $P < 0,05$), de même que le taux global de survie (χ^2 , $P < 0,05$).

Tableau XXIV : Sevrage direct d'alevins en milieu renouvelé (expérience II).

Expérience II Paramètres	Test 1		Test 2			Test 3	
	Aliment Groupes	Aqua 16		Artemia	L	N	L
		8	9	10	11	12	13
Température moyenne \pm e.t* ($^{\circ}$ C)	19,4 \pm 1	21,5 \pm 0,5	23 \pm 1	23 \pm 1	23 \pm 1	23 \pm 1	
Effectif total initial	162	400	211	153	269	125	
Longueur totale moyenne initiale \pm e.t (mm)	28,6 \pm 3,4**		17,5 \pm 2,1	16,6 \pm 2,0	16,5 \pm 2,4	28,9 \pm 3,1	
Masse moyenne initiale \pm e.t (g)	0,27 \pm 0,1**		0,07 \pm 0,03	0,06 \pm 0,02	0,05 \pm 0,03	0,28 \pm 0,10	
Longueur totale moyenne finale \pm e.t (mm)	31,1 \pm 2,8	39,20 \pm 5,5	30,2 \pm 2,7	23,4 \pm 2,4	23,3 \pm 2,9	37,6 \pm 4,10	
Masse moyenne finale \pm e.t (g)	0,20 \pm 0,05	0,59 \pm 0,29	0,28 \pm 0,10	0,15 \pm 0,06	0,13 \pm 0,06	0,63 \pm 0,23	
Taux de survie (%)	17,9	28,5	94,3	94,1	83,6	96,8	
Taux de cannibalisme (%)	6,2	13,6	0	0	0	0	
Durée (jours)	18	20	14	14	14	17	
Taux de croissance spécifique (%\cdotj⁻¹)	-1,7	3,9	9,0	6,4	5,9	4,8	
Vitesse de croissance en longueur (mm.j ⁻¹)	0,1	0,5	0,8	0,5	0,5	0,5	
Vitesse de croissance en masse (mg.j ⁻¹)	0,0	16,0	13,7	5,8	5,2	20,6	

* e.t = écart-type ; ** : 49 alevins sont prélevés avant leur répartition dans les 2 groupes (8-9). Les valeurs de longueurs totales et des masses obtenues à partir de cet échantillon permettent d'obtenir les caractéristiques initiales communes aux deux groupes.

3.2.2. Sevrage direct des alevins 1 en circuit ouvert (test II2 : groupes 10-12).

Au cours du test, les groupes n°10 à 12, sont soumis aux trois régimes alimentaires respectifs : *Artemia* vivants, aliments composés L et N. Au début du sevrage, les longueurs et les masses moyennes des réplicats ou de chaque groupe ne diffèrent pas significativement (ANOVA, $P > 0,05$).

Les premières fèces sont apparues après 4 jours d'alimentation avec l'aliment L (groupe 11) et seulement après 5 à 6 jours pour l'aliment N (groupe 12). Leur quantité devient importante après respectivement 6 et 7 jours d'alimentation. Cette phase coïncide avec l'observation du comportement de prise et d'ingestion des particules d'aliment et du regroupement des alevins au-dessous du distributeur d'aliment.

Il y a eu très peu de mortalité dans tous les bacs d'élevage au cours du sevrage. Ainsi à l'issue du test, les taux de survie varient de 83,6 % pour le groupe 12 nourri avec l'aliment N à 94,3 % pour le groupe témoin (tableau XXIV). La comparaison des taux moyens de survie ne révèle pas de différence significative entre le groupe nourri avec *Artemia* et celui des perches nourries avec l'aliment composé L (χ^2 , $P > 0,05$). Par contre, le taux de survie moyen des perches nourries avec l'aliment N (83,6 %) est significativement inférieur à celui des perches des groupes nourris avec L ou *Artemia* (χ^2 , $P < 0,05$).

La croissance obtenue en fin de sevrage, n'est pas similaire pour les trois aliments. En effet, il n'y a pas de différence significative entre les longueurs et masses moyennes finales des lots sevrés avec L ou N (ANOVA, $P > 0,05$). Par contre, les alevins nourris avec les proies vivantes ont une croissance en longueur ou en masse plus forte que celle des lots sevrés. Les longueurs moyennes finales de 23 mm et masses moyennes finales de 0,1 g pour les lots sevrés

(tableau XXIV) sont significativement plus faibles que celles du groupe témoin qui enregistre 30 mm et 0,3 g (ANOVA, $P < 0,05$).

3.2.3. Sevrage direct des alevins 2 en circuit ouvert (test II3, groupe 13).

Les premières fèces apparaissent après seulement trois jours d'alimentation. La capture et l'ingestion des particules d'aliment composé s'observent dès cette date. La quantité de fèces devient très significative après 5 jours d'alimentation. Quatre perches sont mortes au cours des deux derniers jours du sevrage. Les taux de survie des réplicats ne diffèrent pas significativement (χ^2 , $P > 0,05$) et le taux moyen de survie est de 96,8 %. La longueur moyenne passe de $28,9 \pm 3,1$ mm à $37,6 \pm 4,1$ mm et le TCS est de $4,8 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$.

3.3. Sevrage direct de juvéniles et d'adultes pêchées en étang (expérience III).

3.3.1. Faisabilité du sevrage direct des juvéniles produits en étang (test III1).

Cet essai concerne les cinq lots de perche du groupe 14, issus de l'étang de l'Aube (Moselle) (tableau XXI). Il y a homogénéité de leurs longueurs et masses initiales (ANOVA, $P > 0,05$). Pendant le sevrage, la présence de fèces dans les bacs est détectée au bout de 5 jours d'alimentation, mais la quantité n'est devenue appréciable qu'après 7 jours d'alimentation. A l'issue du sevrage, aucune mortalité de perche n'est enregistrée (tableau XXV). De même qu'en début d'essai, les longueurs et masses finales des cinq réplicats sont homogènes (ANOVA, $P > 0,05$). Il n'y a pas de gain de taille ni de masse durant le test. La taille des juvéniles reste stable à $74,6 \pm 4,5$ mm au début, et $74,6 \pm 6,2$ mm à la fin. La masse moyenne baisse de $4,5 \pm 0,9$ g au début à $4,3 \pm 1,1$ g en fin de sevrage.

Tableau XXV : Sevrage des perches juvéniles et adultes (expérience III).

Expérience III		Test 1	Test 2		Test 3	
Paramètres	Aliment Groupes	Aqua 16	Aqua 16		Aqua 16	
		14	15	16	17	18
Température moyenne \pm e.t* ($^{\circ}$ C)		23 \pm 1	21 \pm 0,5	25 \pm 0,5	23,0 \pm 0,5	23 \pm 1
Durée de la phase d'acclimatation (jours)		5	10	10	10	5
Durée de la phase d'alimentation (jours)		10	14	14	14	15
Effectif total initial		97	212	222	222	563
Longueur totale moyenne initiale \pm e.t (mm) **		74,6 \pm 4,5	71,9 \pm 8,9	71,9 \pm 8,9	71,9 \pm 8,9	102,2 \pm 8,6
Masse moyenne initiale \pm e.t (g) **		4,5 \pm 0,9	4,4 \pm 1,9	4,4 \pm 1,9	4,4 \pm 1,9	9,9 \pm 2,6
Biomasse totale initiale pesée (g) ***		440	780	764,8	812,5	5574
Masse moyenne (g) ***		4,5	3,7	3,4	3,7	9,9
Longueur totale moyenne finale \pm e.t (mm)		74,6 \pm 6,2	nc	nc	73,4 \pm 7,2	100,4 \pm 8,8
Masse moyenne finale \pm e.t (g)		4,3 \pm 1,1	3,8	3,9	3,9 \pm 1,6	8,1 \pm 2,4
Biomasse totale finale pesée (g)		414,2	800,16	866,3	845,34	745
Taux de survie (%)		100	99,5	100	98,6	78,7
Taux de cannibalisme (%)		0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
TCS* calculé sur la durée totale de sevrage (%.j ⁻¹)		-0,3	-0,6	-0,4	-0,5	-1,3
TCS calculé sur la durée d'alimentation (%.j ⁻¹)		-0,5	0,2	0,6	0,3	nc
Vitesse de croissance en longueur (mm.j ⁻¹)		0,0	nc	nc	nc	nc
VCM* calculée sur la période d'alimentation (mg.j ⁻¹)		0,0	0,01	0,02	0,01	nc

* e.t = écart-type, TCS = taux de croissance spécifique, VCM = vitesse de croissance en masse ; ** : données au début de la phase d'acclimatation ; *** : données en fin de la phase d'acclimatation ; nc = valeur non calculée.

3.3.2. Effet de la température sur le sevrage des juvéniles (test III2).

Pour ces juvéniles issues de l'étang de Lindre, les fèces sont présentes dans tous les bacs dès le troisième jour de distribution de l'aliment artificiel. Dans les bacs des perches sevrées à 25 $^{\circ}$ C et 23 $^{\circ}$ C, les matières fécales deviennent très abondantes et les perchettes se regroupent au dessous des distributeurs d'aliment, dès le quatrième jour. Les poissons capturent et ingèrent les granulés lors de sa descente le long de la colonne d'eau. Dans le cas des lots sevrés à 21 $^{\circ}$ C, cette séquence de comportements apparaît un à deux jours plus tard.

Les mortalités de poissons sont négligeables dans les trois groupes. On n'enregistre qu'une seule perche morte sur 212 poissons pour le groupe 15 sevré à 21 $^{\circ}$ C alors que trois perches sur 222 le sont dans le groupe 17 sevré à 23 $^{\circ}$ C. Aucune mortalité n'est constatée dans le groupe 16 à 25 $^{\circ}$ C. La comparaison des taux de survie moyens des trois groupes n'indique pas de différence significative et ils sont équivalents à 100 % ($P > 0,05$).

A l'issue de la phase d'alimentation, la croissance des perches est faible mais significative puisque les TCS moyens varient de 0,2 %.j⁻¹ pour le groupe 15 à 0,9 %.j⁻¹ pour le groupe 16. Mais ces TCS deviennent négatifs lorsqu'on tient compte des masses moyennes depuis le début de la phase d'acclimatation au cours de laquelle les poissons ne sont pas alimentés.

La croissance ultérieure des 3 groupes mélangés confirme la consommation d'aliment composé observée lors du sevrage. Après 26 jours d'élevage à 23 °C, ces perches atteignent une masse moyenne de 7,4 g. Les TCS sont homogènes : 2,4 %.j⁻¹ (tableau XXV).

Tableau XXVI : Croissance post-sevrage des perches issues des trois groupes sevrés.

Lots*	Volume d'eau (l)	Effectif initial	Effectif final	Taux de survie (%)	LT±e.t** finale (mm)	M±e.t** finale (g)	TCS** (%.j ⁻¹)
1	40	131	112	85,5	83,2±9,8	7,4±3,1	2,4
2	40	135	107	79,3	85,0±8,0	7,4±2,1	2,4
3	300	330	263	79,7	83,4±12,5	7,4±4,5	2,4
Total	380	596	482	80,9	83,7±10,9	7,4±3,7	2,4

* Les groupes de perches (n°15-17) précédemment sevrées à 21, 23 et 25 °C sont mélangés, répartis en 3 lots et nourris de nouveau à 23 °C pendant 26 jours.

** LT = longueur totale, e.t = écart-type, M = masse, TCS = taux de croissance spécifique.

3.3.3. Faisabilité du sevrage direct des perches adultes produites en étang (test III3).

Lors de cet essai, les fèces sont observées au fond des aquariums à partir du cinquième jour pour tous les réplicats. La pollution de l'eau d'élevage par d'importants dépôts d'aliment non ingéré est à l'origine des mortalités qui se situent presque toutes, au début de la phase de distribution de l'aliment composé. Ainsi, en fin de sevrage, le taux moyen de survie des perches est de 78,7 %. (tableau XXV). L'acceptation de l'aliment artificiel par les poissons ne peut pas être mise en évidence par un accroissement de longueur ou de masse. En effet, une perte de masse est enregistrée : les masses moyennes passent de 9,9±2,6 g au début de la phase d'alimentation à 8,1±2,4 g en fin d'essai. La valeur moyenne des coefficients de condition a fléchi, passant de 0,9±0,1 au début du sevrage à 0,8±0,1 à la fin. Mais la croissance pondérale devient très nette 34 jours plus tard avec un TCS de 1,1 %.j⁻¹.

Pour résumer, les principaux résultats des essais de sevrage sur la perche sont récapitulés dans le tableau XXVII.

Tableau XXVII : Résultats de sevrage.

Expériences	I							II						III					
	II		I2		I3			II1		II2		II3	III1	III2		III3			
Tests	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	
Stade initial de développement et origine	Larve 2 : 9-14 mm				Alevin 1 : 15-25 mm			Alevin 2 : 26-40		Alevin 1 : 15-25 mm		Alevin 2 : 26-40 mm		Juvénile : 40-100 mm				Adultes (> 100 mm)	
Renouvellement de l'eau	Milieu non renouvelé							Eau recyclée ou renouvelée en continu											
Régime alimentaire	Aliment composé sec seul	Aliment de transition (daphnies décongelées) suivi d'un aliment composé sec (aliment L ou N). Groupes témoins nourris avec <i>Artemia</i> vivant.						Aliment composé sec seul		Aliment composé sec seul et un groupe témoin nourri avec <i>Artemia</i> vivant.				Aliment composé sec seul					
Facteur testé	Aliment L	Daphnie + L	Daphnie + N	<i>Artemia</i> vivant	<i>Artemia</i> vivant	Daphnie + N	Daphnie + L	Température		<i>Artemia</i> vivant	Aliment L	Aliment N	Aliment L	Aliment Aqua 16	Température			Aliment Aqua 16	
Durée du refus de l'aliment* (j)	7	7	7	0	0	7	7	19,4	21,5	0	4	5	3	7	21	25	23	5	
Durée totale de jeûne** (j)	7	7	7	0	0	7	7	7	6-7	0	4	5	3	7	4-5	3	3	5	
Taux de survie (%)	20,1	20	20,8	61,3	91,8	27,4	48,9	17,9	28,5	94,3	94,1	83,6	96,8	12	14-15	13	13	10	
TCS*** (%.j ⁻¹)	-	6,1	11	9,9	5,8	2,9	3,6	-1,7	3,9	9	6,4	5,9	4,8	100	99,5	100	98,6	78,7	
VCL*** (mm.j ⁻¹)	0,2	0,2	0,3	0,3	0,5	0,1	0,2	0,1	0,5	0,8	0,5	0,5	0,5	0,0			0,3	-1,3	
Conclusions	Faible survie. Sevrage accompli. Pollution de l'eau à cause des dépôts d'aliment non ingéré.	Faible survie générale. Croissance significative. Sevrage accompli. Pollution de l'eau à cause des dépôts d'aliment non ingéré engendrant des mortalités de perches. Stress des larves causé par le siphonnage des bacs. Importante mortalité dans le groupe témoin.			Résistance plus grande des alevins que celle des larves au stress causé par les opérations quotidiennes d'entretien des bacs. Faible mortalité des perches du groupe témoin. Sevrage accompli dans les autres lots. Faible survie, mais plus élevée avec le groupe nourri avec L + daphnies.			Sevrage douteux des perchettes à 19,5 °C. Forte mortalité due au non respect d'une période d'adaptation et de désinfection préventive des alevins. Emergence du cannibalisme due au non calibrage des perches.		Réussite du sevrage des alevins de perche avec de bonnes performances de survie et de croissance. Le résultat de sevrage des alevins n'est meilleur pour l'aliment L qu'en terme de survie.			Sevrage accompli. Survie élevée. Croissance nette.		Sevrage accompli. Survie élevée. Nécessité de délai supplémentaire pour que la croissance soit nette (TCS > 0).		Effet non significatif d'une hausse de la température de sevrage à 25 °C sur le délai d'acceptation des miettes d'aliment composé. Croissance plus forte à 25 °C mais risque de développement d'organismes pathogènes. Sevrage accompli même à 21 °C. Température de sevrage suggérée : 21-23 °C.		Sevrage accompli avec un taux de survie élevé. Nécessité d'un long délai de nourrissage pour que la croissance depuis la phase d'adaptation soit nette (TCS > 0).

* Elle est déterminée grâce à la date de l'observation des premières prises alimentaires ou des fèces.

** La durée totale de jeûne correspond à la somme des durées des phases d'acclimation et de refus de l'aliment artificiel.

***TCS = taux de croissance spécifique ; VCL = vitesse de croissance en longueur.

4. Discussion.

D'une façon générale, peu d'informations sont disponibles sur le sevrage des perches. Les résultats de cette étude montrent qu'à partir du stade 'alevin 1', la durée totale de la phase de jeûne des perches est d'autant plus longue que leur taille initiale est grande. Ceci est en accord avec les observations de Malison et Held (1992) sur des perchaudes de tailles moyennes initiales variant entre 16,9 et 42,6 mm. A l'issue de leur étude, ces auteurs n'enregistrent pas de différence entre les taux d'acceptation, de jeûne ou de cannibalisme entre les poissons de cette plage de taille.

Au cours des différents essais, l'évolution quotidienne du degré d'acceptation de l'aliment artificiel par les perches, c'est à dire le pourcentage quotidien des effectifs de poissons présentant l'aliment dans le tractus digestif, n'est pas déterminée. Le protocole expérimental souffre d'une manière générale du manque de cette information qui aurait pu être obtenue grâce à une dissection régulière d'échantillons aléatoires de perche. Mais ceci aurait pu être à l'origine d'une nouvelle source de stress. Les tests de croissance qui suivent souvent le sevrage dépendent des effectifs de perches sevrées. Leur dissection aurait compromis les essais de croissance de longue durée car ils nécessitent d'importants effectifs de perches sevrées. La densité numérique des perches et la charge pondérale des bacs sont faibles ce qui n'influence ni le comportement trophique, ni la croissance des perches. Ce niveau de mise en charge permet en fait, de maintenir une eau de bonne qualité. Les différences constatées entre les effectifs des groupes soumis au sevrage sont estimées sans effet significatif sur l'issue du sevrage.

4.1. Sevrage des larves.

4.1.1. Sevrage direct des larves du groupe 1.

A l'issue de ce test, la comparaison des longueurs finale et initiale indiquent clairement une augmentation de la taille des larves. Le sevrage est possible à ce stade. Le taux de survie est faible mais s'explique en partie par la qualité de l'eau. Kestemont *et al.* (1995a) obtiennent avec un système de recirculation de l'eau des taux de survie variant entre 5 et 10 % pour des larves de même stade. Chez la perchaude (LT : 9-16 mm) sevrée pendant 10 jours en circuit ouvert avec de l'aliment composé et du zooplancton vivant en supplément, Best (1981) obtient des taux de survie variables mais tous inférieurs à 50 %.

4.1.2. Sevrage avec un aliment de transition (groupes 2 à 4).

Les vitesses moyennes de croissance en longueur ou en masse indiquent que les différents aliments sont bien ingérés. Les larves sevrées avec L + daphnies ont la plus faible vitesse de croissance ($TCS = 6,1 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$). Cet essai montre que l'utilisation des daphnies

décongelées préalablement à la distribution d'aliment composé au cours du sevrage n'améliore pas la survie des larves puisque les taux de survie des groupes sevrés de cette façon (20 et 20,8 %) sont du même niveau que ceux enregistrés au cours d'un sevrage sans aliment de transition (groupe 1). Chez d'autres espèces, les survies en fin de sevrage sont très variables. Chez le bar *D. labrax*, le sevrage direct (*Artemia* - aliment artificiel) des alevins âgés de 33 jours (30 mg) se pratique en 20 jours avec un taux de survie moyen de 90,3 % et un TCS de 6,9 %·j⁻¹ (Person-Le Ruyet *et al.* 1991). Le sevrage d'alevins âgés de 79-118 jours (*Artemia* vivantes - *Artemia* congelées - aliment artificiel sec) présente des survies finales variant de 35 à 70,1 % (Sime 1984). Chez la daurade (*S. aurata*), le sevrage progressif (proies vivantes - proies congelées - aliment composé sec) des alevins de 60 jours (15-25 mm et 80-120 mg) s'effectue en trois semaines avec 70 % de survie (Bédier *et al.* 1984).

Le non renouvellement de l'eau a une mauvaise incidence sur les performances du sevrage, puisque le groupe témoin n'a survécu qu'à 61,3 %. Même en rapportant les taux de survie à cette base (c'est à dire lorsqu'on considère les 61,3 % comme 100 %), le niveau des taux de survie des poissons sevrés représente le tiers du lot témoin (à 34 %). Une eau peu ou pas trouble est indispensable pour des perches de ce stade. Un circuit ouvert ou une recirculation à faible débit de l'eau épurée en circuit fermé sont nécessaires.

4.2. Sevrage des alevins 1 avec des daphnies décongelées et un aliment artificiel.

L'accroissement des masses et des longueurs des alevins soumis au sevrage traduit une ingestion d'aliment. Par conséquent, leur sevrage est accompli. Les alevins ont mieux supporté les conditions d'élevage que les larves 2 si l'on considère les taux de survie respectifs des lots témoins nourris avec *Artemia* (groupe 5, 91,8 % ; groupe 4, 61,3 %). La qualité de l'eau d'élevage ne justifie pas cet écart puisqu'il s'agit dans les deux cas de conditions identiques (milieu non renouvelé). L'effet de l'aliment de sevrage sur les performances de croissance (TCS) n'est pas mis en évidence au cours de ce test. Mais le taux de survie du groupe d'alevins sevrés avec L + daphnies est supérieur à celui des alevins nourris avec N + daphnies. Ceci s'explique probablement par la pollution de l'eau du milieu d'élevage que l'aliment N engendre.

Pour les groupes nourris avec l'aliment L + daphnies (aussi bien que pour les groupes témoins nourris avec *Artemia* vivants), la survie est d'autant plus élevée que le stade de développement est avancé. En revanche, la survie ne varie pas avec le stade des perches lorsqu'elles sont nourries avec N + daphnies.

4.3. Sevrage en milieu renouvelé des alevins récoltés en étangs (groupes 8 et 9).

Les perches du groupe 8 (19 °C) ont le plus faible taux de survie (17,9 %) et n'ont pas augmenté de taille. L'acceptation de l'aliment artificiel et la réussite du sevrage de ces alevins ne sont pas prouvées. Parmi les poissons du groupe 9, la croissance est nette (TCS = 3,9 %·j⁻¹).

1) malgré un taux de survie global de 28,5 %. A la température de 21,5 °C, le sevrage est réalisé.

Ce test met en évidence l'émergence du cannibalisme au cours du sevrage lorsque le calibrage des poissons n'est pas effectué préalablement. La présence de pathologie au cours de cet essai, explique en partie le faible niveau des survies, et suggère une mise en quarantaine suivie d'une désinfection systématique des perches produites hors des structures d'accueil, notamment celles provenant d'un élevage extensif en étang.

4.4. Sevrage des perches en conditions optimisées d'élevage (groupes 10 à 18).

Au terme de ces essais, le sevrage des perches de taille moyenne initiale comprise entre 16 mm (groupes 10-12) et 103 mm (groupe 18) est obtenu avec des taux de survie élevés, généralement supérieurs à 75 %. Les conditions expérimentales sont optimisées par l'état sanitaire satisfaisant des lots de perche. Les densités d'élevage ne sont pas élevées (< 13,7 poissons.litre⁻¹ : Malison et Held 1992), et permettent le maintien d'une eau de bonne qualité. Son renouvellement continu a largement contribué à la réussite de ces différents sevrages. Comme l'ont montré d'autres auteurs, les deux facteurs : taille initiale des perches et conditions d'élevage sont déterminants dans les performances du sevrage (Best 1981, Lewis et Morris 1986, Malison et Held 1992).

4.4.1. Les alevins.

Au point de vue de la survie des perches, l'aliment L est plus performant que l'aliment N. La croissance des deux groupes sevrés (L et N) est semblable pendant le sevrage, bien que l'aliment L soit accepté un peu plus rapidement que l'aliment N. Les caractéristiques des 2 aliments peuvent expliquer la tendance observée. Le stimulus visuel est déterminant dans le processus d'ingestion des proies chez la perche (Hinshaw 1985). Grâce à sa couleur rose-ocre, le contraste de l'aliment L avec les parois des bacs gris-sombres est plus prononcé qu'avec l'aliment N (couleur gris-vert).

Parmi les perches nourries avec l'aliment L, l'accroissement de la dispersion des masses et la diminution des coefficients de condition en fin d'essai, suggèrent que toutes les perches ne s'alimentent pas ou tout au moins ne le font pas avec la même intensité. Cependant, les performances de croissance et de survie post-sevrage sont satisfaisantes. Elles n'indiquent aucun effet de jeûne prolongé ou de sous-alimentation.

En termes de survie finale, les résultats enregistrés au cours de ces différents essais sont meilleurs que ceux de Kestemont *et al.* (1995a) qui obtiennent des taux de survie moyens de 26,0±1,4 et 35,2±7,6 % pour des groupes non calibrés de perches de 50 et 110 mg sevrées en quatre jours. Ces auteurs expliquent 30 % de leurs mortalités par le cannibalisme. West et Leonard (1978) obtiennent un taux de survie de 38 % pour des perchaudes de masse initiale de 0,38 g. Les perches correspondant à cette masse initiale sont celles du groupe 13 pour lequel le

taux moyen de survie est de 96,8 %. Nos résultats sont toutefois très proches de ceux de Best (1981) qui obtient respectivement 80 et 98 % de survie pour des perchaudes de 18 mm et de plus de 31 mm.

4.4.2. Les perches juvéniles et adultes.

A 25°C, les résultats de sevrage ne révèlent pas d'intérêt particulier. La durée de sevrage ne serait réduite que de 1 à 2 jours si l'on considère les délais d'apparition de fèces. A cette température, le risque de développement d'organismes pathogènes est plus élevé qu'à des températures inférieures. Par contre, le TCS croît avec l'augmentation de la température : 0,2, 0,3 et 0,9 %. j^{-1} pour les groupes sevrés respectivement à 21, 23 et 25 °C.

Le sevrage des perches issues des populations sauvages subissent des stress importants. Le transfert d'un étang vers un bac d'élevage, la durée de la phase de jeûne, l'adaptation à un nouveau mode d'alimentation pour des poissons plus âgés, sont autant de contraintes expliquant les faibles TCS enregistrés. La durée de la phase de jeûne, qui permet d'acclimater le poisson et de développer un comportement de faim, n'a pas fait l'objet de test particulier. Cependant, les lots de juvéniles sevrés à 23 °C, après dix jours de jeûne, émettent des fèces en abondance après quatre jours d'alimentation. Lors des sevrages avec une durée de jeûne préalable de cinq jours, il faut 5 à 7 jours pour que les premières fèces apparaissent dans les mêmes conditions de température. La prolongation de la durée initiale du jeûne réduirait le délai séparant la première distribution d'aliment de la première prise alimentaire. Cette voie de sevrage semble préférable. Elle évite les problèmes de pollution de l'eau d'élevage par des dépôts d'aliment non ingéré.

D'une façon générale, l'absence de cannibalisme pendant et après le sevrage, s'explique par le calibrage initial et par les conditions de nourrissage. Best (1981) signale que le calibrage réduit le cannibalisme chez la perche jaune tout en les obligeant à accepter plus tôt l'aliment artificiel. Malison et Held (1992) enregistrent des taux de cannibalisme plus faibles chez des alevins de 16,9 mm (LT initiale) sevrés à la densité numérique de 13,7 poissons.litre⁻¹ qu'à la densité de 37,4 poissons.litre⁻¹. Westers (1986) rapporte qu'une fréquence de distribution de l'aliment composé toutes les 3 à 5 mn pendant 16 heures par jour réduit fortement le cannibalisme au cours du sevrage chez le brochet. Au cours de notre étude, la ration s'avère suffisante, les poissons sont nourris à satiété. La distribution de l'aliment est continue. La phase de jeûne préalable au sevrage semble réduire la vigueur des poissons et leur agressivité.

En fin de sevrage, les TCS les plus élevés sont observés chez les alevins 1 et 2 (15-40 mm) sevrés sans phase de jeûne préalable. Ces indices élevés s'expliquent par une prise alimentaire rapide et intense. Ces perches sont habituées depuis l'éclosion aux enceintes d'élevage et à la distribution de proies vivantes. L'unique et nouvelle contrainte, auxquelles elles sont confrontées, est le changement d'alimentation. Le délai d'adaptation est bref. Les fèces apparaissent après trois jours de nourrissage et sont abondantes à partir du sixième jour.

L'ensemble de ces expériences démontre que le sevrage peut être accompli à tout stade de développement des poissons dont les longueurs sont comprises entre 9,5 mm (groupes 2-4) et 102 mm (groupe 18). Mais le degré de réussite (taux de survie et performances de croissance) dépend du stade initial des perches et des conditions expérimentales. Le sevrage peut être accompli de façon optimale à 23 °C en milieu renouvelé, pour des perches de 15 - 100 mm de longueur totale.

5. Conclusion.

Le sevrage des perches de taille initiale supérieure à 15 mm peut être efficacement accompli avec un aliment artificiel sec sans l'usage d'un aliment de transition. Le cannibalisme est absent des élevages lorsque les lots sont homogènes, la ration alimentaire suffisante et distribuée selon un mode continu durant toute la période d'activité des poissons. Le sevrage des perches de grande taille ne présente un intérêt que pour des populations produites extensivement en étang. Des investigations doivent être conduites afin de préciser la taille et l'âge limites au-delà desquels le sevrage présente des difficultés en termes de survie, de délai d'adaptation et d'ingestion de l'aliment composé. Pour chaque stade de développement, l'évolution quotidienne des pourcentages d'effectifs de perches ayant consommé de l'aliment artificiel doit être précisée.

Une filière de sevrage peut être développée en exploitant les populations de perche âgées de quelques mois produites extensivement en étangs. La phase de jeûne et d'acclimatation des perches de plus de 70 mm aux structures d'élevage, entraîne une faible croissance au cours du sevrage. Cette croissance augmente après le sevrage. La température de sevrage de 23 °C est préférable aux températures plus élevées présentant des risques de développement d'organismes pathogènes. Enfin, une valorisation de leur instinct grégaire, peut amener à utiliser des poissons préalablement sevrés pour accélérer l'entraînement à la prise alimentaire des perches issues du milieu naturel.

Chapitre V : Croissance d'alevins et de juvéniles de perche.

CHAPITRE V : CROISSANCE D'ALEVINS ET DE JUVENILES.

1. Introduction.

La connaissance de la croissance des poissons permet entre autres de définir des stratégies de production et d'effectuer des prévisions. Plusieurs auteurs étudient l'alimentation et la croissance des perches en milieu naturel. Chez la perche, tout comme chez d'autres poissons, elle dépend de plusieurs facteurs de l'environnement. Au cours de leur première année, elle dépend essentiellement de la température de l'eau, de la photopériode, de la disponibilité en ressources alimentaires (Sumari 1971, Craig 1977, Hoestlandt 1979, Böhling *et al.* 1989) mais aussi de la densité des populations (Rask 1983). Dans une baie du lac Ontario, Danehy *et al.* (1991) observent que la vitesse de croissance des perchaudes dépend de la nature du substrat et de la profondeur des sites explorés. Sur les fonds sableux, les perchaudes dépensent beaucoup d'énergie dans la recherche de nourriture et de refuge contre les prédateurs. Ce n'est pas le cas dans les sites peu profonds et à substrat de galets où la végétation et les proies ne sont pas rares. Dans les lacs acides en Norvège et en Finlande, la croissance des perches est élevée. L'acidité provoque la disparition de certaines espèces de poissons. Ainsi, les invertébrés n'étant plus intensivement consommés, se multiplient. Cette modification des relations prédateurs - proies favorise la croissance des poissons restants (Rask et Raitaniemi 1988). Une faible densité réduit la compétition pour l'aliment et améliore la croissance des perches (Linlokken *et al.* 1991). Par contre, au Nord Ouest de la Russie, la baisse du pH de l'eau conduit à une baisse significative de la vitesse de croissance des perches (Komov 1995).

La croissance des perches peut être décrite par un modèle sigmoïdal au cours de la première année de vie et une courbe logistique s'accorde aux données de croissance (Craig 1987). L'homogénéité est démontrée chez des perches du Windermere (Angleterre) lorsqu'on étudie les relations taille - poids en fonction de l'âge, du sexe, de la maturité et des saisons (Le Cren 1951). Flesch (1994), en étudiant la croissance des perches dans le lac artificiel du Mirgenbach (Moselle, France), qui sert de milieu tampon pour une centrale électro-nucléaire, enregistre une longueur moyenne de 120 mm pour des perches âgées d'un an. Cette forte croissance s'explique par le régime thermique du lac : température minimale en hiver : 6 - 9 °C, température maximale en été : 26 °C. Le Cren (1958) signale que les perches de Windermere expriment l'essentiel de leur croissance annuelle de juin à septembre (température > 14 °C). Des spécimens de perche à forte vitesse de croissance et à faible teneur en matières grasses musculaires et périscérales sont signalés dans le Delta de Volga (Shatunovsky et Makarova 1995). Les mêmes auteurs rapportent des cas de perches à faible vitesse de croissance et à forte teneur en matières grasses musculaires et périscérales au nord de Karelia (Vyalozero). Flesch (1994) observe des "amas graisseux" autour de l'appareil digestif de certaines perches exclusivement en été. Cet auteur conclut que la période correspond à la fin du repos sexuel et

que ce dépôt lipidique constitue un stock d'énergie sous une autre forme qu'hépatique en vue de la prochaine reproduction. L'existence du nanisme dû aux facteurs génétiques n'est pas prouvée (Alm 1946, Hoestlandt 1979). A l'inverse, il existe des perches exceptionnellement grandes. Dans un premier temps, leur croissance est semblable à celle de la majorité des perches. A partir d'un âge moyen se situant autour de quatre ans, leur croissance s'accélère pendant quatre autres années et suit un modèle de type von Bertalanffy avec une longueur maximale de 463 mm (Le Cren 1995). Ce phénomène serait lié à la qualité de leur alimentation. Ces perches sont piscivores et se nourrissent surtout de petites perches. Le tableau XXVIII présente quelques données moyennes de croissance de la perche en milieu naturel.

Tableau XXVIII : Exemples de croissance en longueur des perches en milieu naturel.

Espèces	<i>Perca flavescens</i>		<i>Perca fluviatilis</i>							Références	Codes		
	Longueur des perches (mm)												
	Codes des références		1		2		3		4			5	
Sexe	m+f	m+f	m	f	m+f	m	f	m+f	m+f				
Age													
1+	74	67-74	135	121	124	62,8	61,3	57-66	76	Carlander 1950	1		
2+	133	110-134	160	150	155	84,8	91,5	76-98	107	Danehy <i>et al.</i> 1991	2		
3+	180	149-174	180	171	182	110,5	116,2	95-125	132	Flesch 1994	3		
4+	204	187-211	192	190	202	127,6	141	110-152	165	Guti 1983	4		
5+	229	217-234	200	211	219	140,5	161	117-167		Rask 1984	5		
6+		248-258	212	226	237		192,8	126-178	247	Hoestlandt 1980	6		
7+		268		248	256		220	133-159	292				
8+				270	278			142-165					
9+				310	296								

m = mâle, f = femelle, m + f = sans distinction de sexe

Des résultats significatifs d'élevage intensif de la perchaude existent depuis plus de deux décennies ce qui se traduit par une abondance relative des informations sur cette espèce (Hale et Carlson 1972, Reinitz et Austin 1980, Garber 1983, Heidinger et Kayes 1986, Dabrowski *et al.* 1995). Les premiers résultats d'élevage intensif de son homologue eurasiennne sont plus récents (Mélard et Phillipart 1984, Gillet *et al.* 1991, Bonnet 1992, Tamazouzt *et al.* 1993, Kestemont *et al.* 1995b). La perchaude atteint la taille marchande de 150 g en 9-15 mois d'élevage intensif (Calbert et Huh 1976, Brown et Dabrowski 1995). Des perches fluviatiles de 3,8 g et 85,5 g de poids initial atteignent respectivement à 21 et 22 °C des poids finaux de 85,5g et 299,6 g au bout de 6 et 10 mois (Fontaine *et al.* 1995). Les perches peuvent atteindre en moyenne 160 g en un an d'élevage avec des valeurs extrêmes de 20 et 350 g (Mélard *et al.* 1995a). En élevage intensif, Fontaine *et al.* (1994) notent une forte hétérogénéité de la croissance des perches au sein d'un même lot. Post et Mcqueen (1994) étudiant la variabilité de la croissance des perchaudes pendant leur première année en milieu naturel, indiquent que la cause initiale est due à une compétition qui dépend de la densité à l'intérieur des classes d'âge.

Kitchell *et al.* (1977) établissent un modèle bioénergétique pour simuler la croissance des perchaudes en fonction de la masse corporelle, du niveau d'activité, du niveau de la ration, de la qualité de nourriture et de la température ambiante. Le modèle sert à évaluer la réponse de croissance des perches d'un âge moyen sous des conditions moyennes de l'environnement. Karas et Thoresson (1992) en révisant le modèle général précédant estiment la ration journalière à 50 % du maximum possible. Grâce aux mesures simultanées de la consommation d'oxygène, d'aliment et de la croissance individuelle des perches, Wieser et Medgysey (1991) déterminent le budget énergétique des perches de 3 g. Ils montrent que des perches sujettes à une photopériode plus longue et à un éclairage constant, ont une plus grande vitesse de croissance, une efficacité d'assimilation et de conversion plus grande, mais aussi un taux de consommation d'oxygène plus élevé que celles soumises à un court régime d'éclairage. La photopériode et la température sont deux facteurs ayant un effet significatif sur la vitesse de croissance des perchaudes. Une photopériode de 16 heures et une température constante de 22 °C sont plus favorables à la croissance des perchaudes qu'une durée d'éclairage plus courte et une température de 16 °C (Huh *et al.* 1976). Enfin, peu d'informations sont disponibles par contre sur l'influence des fortes températures (> 23 °C) sur les vitesses de croissance des alevins et juvéniles de la perche commune en milieu d'élevage.

La perche fait également l'objet de nombreux autres travaux scientifiques. Mais, d'une façon générale, les études portent davantage sur l'écologie de ce poisson : régime alimentaire, sélection des proies, activités nycthémerales en milieu naturel (Popova et Sytina 1977, Craig 1978, Helfman 1979, Confer et Lake 1987, Mills *et al.* 1989, Bergman 1991, Paszkowski et Tonn 1994) que sur sa production intensive.

Au cours de ce travail, la croissance des perches *Perca fluviatilis* est étudiée en milieu d'élevage intensif. Les objectifs consistent à :

- tester les performances de croissance de la perche à des stades différents (alevins, juvéniles et adultes) ;
- rechercher chez les alevins, l'incidence du choix de l'aliment sur les performances ;
- connaître les potentialités intrinsèques de croissance d'animaux de stades différents au même âge, par des mesures de croissance sur des lots calibrés ;
- tester l'influence de la température dans la gamme thermique favorable ;
- obtenir des modèles descriptifs de la croissance utiles à la prévision des productions.

2. Matériel et méthode.

2.1. Perches.

Les poissons proviennent en majorité du sevrage des juvéniles pêchés en étang. Certains lots d'alevins sont issus de l'élevage de larves écloses en laboratoire, nourries avec *Artemia* puis sevrées en conditions contrôlées. Leurs paramètres sont récapitulés dans le tableau XXIX.

Tableau XXIX : Récapitulation des essais de croissance.

Expériences	Tests	Groupes	Répliques	Nbre* total	Aliment	Durée (jours)	LTmoy±é.t (mm)	Wmoy±é.t (g)	Température °C	Objectifs	
										spécifiques	globaux
I	II	N	3	144	N	65	23,3±2,9	0,1±0,0	23	Comparaison de la croissance de 2 groupes de perches nourries avec 2 aliments artificiels différents : L et N en présence d'un groupe témoin	M
		L	2	225	L	79	23,4±2,4	0,1±0,0	23		O
		<i>Artemia</i>	2	199	<i>Artemia</i>	17	30,2±2,7	0,3±0,1	23		D
	I2	L	2	121	L	62	37,3±5,1	0,6±0,2	23		E
II		1	2	42	Aqua 16	154	56,1±6,0	1,8±0,6	23	Effets du calibrage initial des perches sur la croissance	L
		2	2	78	Aqua 16	140	80,0±6,4	5,5±1,6	23		I
		3	2	45	Aqua 16	140	96,2±9,6	9,4±2,8	23		O
III		4	2	53	Aqua 16	53	-	11,1±7,3	25	Effet de la température sur la croissance et la survie .	N
		5	2	53	Aqua 16	53	-	10,5±5,1	21		S
IV		6	2	412	Aqua 16	219	83,7±10,9	7,4±3,7	25	Production de perches de grande taille	
		7	2	166	Aqua 16	168	144,7±20,6	39,8±17,7	23		

* Nbre = effectif ; LTmoy = longueur totale moyenne initiale ; Wmoy = masse moyenne initiale; é.t = écart-type.

2.2. Aliments.

Les trois aliments composés (L, N et Aqua 16) et *Artemia* vivant sont utilisés pour nourrir les perches à différents stades de développement. Le taux d'alimentation varie d'environ 20 % pour les alevins à 2 - 4 % pour les adultes. La ration est ajustée après chaque opération de biométrie. La taille des particules varie en fonction de la taille moyenne des poissons.

Les dispositifs d'élevage I (bacs) et III (aquariums) sont utilisés. Sauf indication contraire, les tests ont lieu en bacs.

2.3. Mode opératoire.

2.3.1. Croissance des alevins de perche (expérience I).

Dans un premier temps, la performance de la croissance d'alevins sevrés est testée avec deux aliments composés (L et N, test 1). Dans un second temps, les effets du sevrage précoce et du décalage du sevrage sont évalués par comparaison de la croissance d'alevins de même âge mais sevrés à deux semaines d'intervalle (test 2).

2.3.1.1. Croissance d'alevins (test I1).

Des alevins de perche nourris depuis l'éclosion avec la souche B d'*Artemia*, sont sevrés à l'âge de 34 jours avec les aliments composés L ou N. Ensuite, à l'âge de 48 jours, les performances de croissance et de survie sont appréciées avec les aliments L et N. Des lots témoins provenant de la même ponte et élevés dans les mêmes conditions ne sont pas sevrés. Etant donné les difficultés rencontrées pour assurer une production massive d'*Artemia*, le nourrissage des lots de référence avec des proies vivantes s'interrompt à l'âge de 65 jours. Le dénombrement et l'estimation des longueurs et masses moyennes des lots de perche interviennent à l'âge de 48, 65, 95, 113 ou 127 jours.

2.3.1.2. Effet du décalage du sevrage sur la croissance ultérieure des alevins (test I2).

Deux lots de perches provenant de la même ponte et élevés depuis l'éclosion dans les mêmes conditions que les alevins du test 1, sont nourris à l'âge de 48 jours avec l'aliment composé L, soit avec un retard de 14 jours sur les perches du test 1. A partir de l'âge de 65 jours, la croissance de ces lots est comparée avec celle des lots du test 1 afin d'apprécier les effets du décalage du sevrage. Ce test dure 62 jours. Les contrôles de croissance ont lieu aux 65, 95 et 127^{ème} jours d'âge.

2.4.2. Effet du calibrage initial sur la croissance des perches (expérience II)

Un groupe de 165 perches âgées de cinq mois issues d'un étang est sevré. Il est ensuite réparti en trois sous-groupes de taille (six lots), chacun séparé en deux lots répliqués. Les plus petites perches constituent 22,6 % du groupe initial et forment le groupe 1 avec des perches de $56,1 \pm 6,0$ mm et $1,8 \pm 0,6$ g. Le groupe 2, formé de 50,3 % de l'effectif total, se compose des perches de $80,0 \pm 6,4$ mm et $5,5 \pm 1,6$ g. Enfin, la 'tête de lot', (groupe 3), contient les plus grands poissons : $96,2 \pm 9,6$ mm et $9,4 \pm 2,8$ g. La croissance de chaque lot est étudiée pendant 20-22 semaines à une température constante de 23 °C. La fréquence des contrôles de biométrie est de deux semaines. Afin d'estimer l'influence des groupes 1, 2 et 3, sur la croissance des perches, les vitesses de croissance linéaire et pondérale sont comparées à des périodes différentes, lorsque les plus petites atteignent en taille et en masse les valeurs initiales des plus grandes (ANOVA).

2.4.3. Effets de la température sur la croissance des perches (expérience III).

Afin d'apprécier les effets de la température sur la croissance des juvéniles de perche, deux températures sont testées : 21 et 25 °C. Deux groupes de perches n°4 et 5, répartis chacun en deux lots répliqués sont élevés respectivement à 25 et 21 °C sur une période de 53

jours. Au début des essais, seul le poids corporel de chaque perche est mesuré : $11,1 \pm 7,3$ g (groupe 4) et $10,5 \pm 5,1$ g (groupe 5). A chaque contrôle ultérieur de biométrie (fréquence de deux semaines), toutes les perches sont mesurées (longueur totale) et pesées individuellement.

2.4.4. Grossissement des perches (expérience IV).

Deux groupes de juvéniles de perches sevrées sont élevés jusqu'à la taille de consommation afin de disposer des données de production des perches. Les perches du groupe 6 sont élevées en deux réplicats à 25 °C pendant 219 jours en aquariums. Au début de l'expérimentation, elles mesurent $83,7 \pm 10,9$ mm et pèsent $7,4 \pm 3,7$ g. La croissance de plus grandes perches ($144,7 \pm 20,6$ mm de LT et $39,8 \pm 17,7$ g de masse initiale) est assurée à 23 °C pendant 168 jours. Les poissons répartis en deux réplicats forment le groupe 7. Les contrôles d'effectif et de croissance ont lieu une ou deux fois par mois.

Afin d'évaluer le taux de matières grasses (MG) périviscérales en fin d'élevage, des lots de perches sont sacrifiés. Le premier lot, issu du groupe 6, est constitué de 10 perches prélevées au hasard. Leur masse corporelle individuelle varie entre 25 et 125 g. Le deuxième lot provient du groupe 7 et se compose de 22 perches dont les masses sont comprises entre 100 et 459 g. Pour chaque poisson disséqué, les matières grasses situées autour des viscères sont rassemblées, pesées et leur masse est exprimée sous forme de pourcentage de la masse totale du poisson. Afin d'effectuer la comparaison avec le taux de MG des perches naturelles, 18 perches pêchées dans l'étang de Lindre à la fin du mois de novembre (température = 8 °C ; masses extrêmes des poissons : 30,7 g - 293 g) sont aussi disséquées.

3. Résultats.

3.1. Paramètres physico-chimiques.

Les valeurs (minimales et maximales) des paramètres physico-chimiques sont présentées dans le tableau XXX . Les valeurs maximales de NH₃ sont de loin inférieures aux limites admissibles en Salmoniculture (0,025 mg.l⁻¹, EIFAC 1971) et pour la perchaude (Wedermeyer et Yasutake 1978, Mancini et Quigley 1981).

Tableau XXX : Paramètres physico-chimiques au cours des différents élevages.

Paramètres	Bacs		Aquariums
	Circuit ouvert	Circuit fermé	Circuit fermé
N-NO ₂ (mg.l ⁻¹)	0,001 - 0,01	0,02 - 0,17	0,03 - 0,09
N-NH ₄ (mg.l ⁻¹)	0,001 - 0,06	0,04 - 0,12	0,055 - 0,066
NH ₃ (mg.l ⁻¹)	0,002E-03 - 2E-03	0,3E-03 - 5E-03	0,9E-03 - 8E-03
N-NO ₃ (mg.l ⁻¹)	3,43 - 6,05	3,6 - 12,3	13,95 - 16,52
pH	6,5 - 7,8	7,2 - 7,9	6,5 - 7,4
Oxygène dissous (mg.l ⁻¹)	4,9 - 7,8	7,2 - 7,5	4,0 - 7,0

3.2. Cannibalisme.

On ne constate pas de cannibalisme parmi les perches d'élevage. Les mortalités obtenues ont fait l'objet de recherches infructueuses de lésions ou d'autres signes visibles d'agressions.

3.3. Croissance d'alevins et comparaison de performances (expérience I).

Test I1.

En début d'essai (J48), les groupes de perches désignés respectivement par l'aliment qu'ils ont ingéré (L et N) sont équivalents en masse et en longueur (ANOVA, P > 0,05). Par contre, au même âge, les alevins nourris avec *Artemia* présentent des longueurs et masses plus fortes (ANOVA, P < 0,05).

Tout au long de l'élevage, pour aucun des groupes de perches, on n'enregistre pas de mortalité massive d'alevins. Les taux de survie en fin d'élevage sont tous supérieurs à 75 %. Toutefois, l'évolution de la survie n'est pas semblable dans les deux groupes testés (fig. 15a). Aux dates respectives de contrôle de croissance, J65, J95 et J113, les perches nourries avec

l'aliment N présentent des taux de survie inférieurs (χ^2 , $P < 0,05$). Les deux autres groupes (L et *Artemia*) ont des taux de survie équivalents (χ^2 , $P > 0,05$).

Tableau XXXI : Croissance d'alevins nourris avec l'aliment N ou L : expérience 1.

Test	1			2
	L formulation (L4)	N	<i>Artemia</i>	L (formulation (L4))
Aliment				
Paramètres				
Température moyenne d'élevage (± 1 °C)	23	23	23	23
Nombre de réplicats	2	3	2	2
Densité numérique (alevins.litre ⁻¹)	1,8	1,9	2,5	1,5
Charge pondérale (g.l ⁻¹)	0,3	0,2	0,7	1,0
Age initial (jours)	48	48	48	65
Effectif initial	144	225	199	121
Longueur totale (LT) initiale \pm écart-type (mm)	23,4 \pm 2,4	23,3 \pm 2,9	30,2 \pm 2,7	37,3 \pm 5,1
Masse moyenne initiale \pm écart-type (g)	0,2 \pm 0,1	0,1 \pm 0,1	0,3 \pm 0,1	0,6 \pm 0,2
Indice de condition initial \pm écart-type	1,1 \pm 0,2	1,0 \pm 0,2	1,0 \pm 0,1	1,2 \pm 0,2
Biomasse initiale totale (g)	21,6	29,3	55,5	76,2
Durée d'élevage (jours)	79	65	17	62
Longueur totale (LT) finale \pm écart-type (mm)	83,0 \pm 4,1	58,4 \pm 8,4	37,45	78,6 \pm 16,0
Masse moyenne finale \pm écart-type (g)	8,5 \pm 14,0	2,4 \pm 1,0	0,62	7,6 \pm 0,3
Indice de condition final \pm écart-type	1,4 \pm 0,3	1,1 \pm 0,1	1,2 \pm 0,2	1,5 \pm 0,3
Biomasse finale totale (g)	913,7	441,8	119,7	855,7
Taux moyen de survie (%)	75,0	82,2	97,0	92,6
Taux de Croissance Spécifique TCS (%.j ⁻¹)	5,1	4,5	4,7	4,0
Vitesse de Croissance en Masse VCM (g.j ⁻¹)	0,1	0,03	0,02	0,11
Vitesse de Croissance en Longueur VCL (mm.j ⁻¹)	0,8	0,5	0,4	0,7
Taux quotidien d'alimentation (%.j ⁻¹)	4,1	5,4	-	5,5
Quotient nutritif Qn	1,7	2,0	-	2,0

Pour des taux quotidiens d'alimentation de 4,11 et 5,40 %.j⁻¹ respectivement pour les groupes L et N, les valeurs moyennes de quotient nutritif Qn sont de 1,7 et 2,0 (tableau XXXI). Une meilleure transformation de l'aliment L par les perches que l'aliment N s'observe tout de même puisque les valeurs de Qn de L sont plus faibles que celles de N (fig. 15b).

Les alevins du groupe L présentent une croissance en masse plus forte que celles du groupe N dès le premier contrôle de croissance (J65). Pour cette période (J48-J65), le TCS atteint à ce stade 3,85 %.j⁻¹ et 7,75 %.j⁻¹ pour les groupes respectifs N et L (fig. 15c). Cette tendance est maintenue jusqu'à la fin de l'essai. La vitesse de croissance en longueur (VCL) ne devient significativement plus forte qu'à partir du 2^{ème} contrôle (J95, fig. 15d). Entre deux et trois mois, elle atteint des valeurs maximales voisines de 0,9 mm.j⁻¹ chez des alevins nourris avec l'aliment L contre 0,7 mm.j⁻¹ pour ceux nourris avec N.

La croissance en longueur et en masse enregistrée pour chaque groupe en fonction de l'âge des alevins est illustrée par les figures 15e-g. Pour chaque groupe étudié, elle s'accorde bien avec le modèle de croissance exponentiel puisque dans tous les groupes, leurs variations

sont expliquées à plus de 94 % par le modèle (figs. 15h et 15i). Le TCS théorique obtenu à partir du modèle est de $3,72 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$ pour L et $3,61 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$ pour N.

La comparaison des valeurs prises par la pente v de la courbe de régression $W = u * LT^v$, au cours des différents contrôles de croissance avec la valeur théorique 3, indique des valeurs fortes pour les alevins nourris avec l'aliment composé L (test-t, $P < 0,05$). Pour les alevins nourris avec l'aliment N, les pentes ne sont pas significativement différentes de 3 (test-t, $P > 0,05$). Les lots nourris avec *Artemia* présentent en fin d'élevage (J65) des valeurs de pente, significativement plus faibles que la valeur théorique 3 (test-t, $P < 0,05$). Les pentes calculées sur toute la période d'élevage, pour l'aliment L, sont plus fortes que celles de l'aliment N (test-t, $P < 0,05$), avec des valeurs respectives de 3,082 ($n = 599$) et de 2,896 ($n = 284$) pour L et N.

Enfin, la comparaison avec les valeurs obtenues par Le Cren (1951) pour des perches pêchées dans le milieu naturel et appartenant aux groupes de taille 6 - 30 mm et 30 - 140 mm, indique que les pentes des courbes de régression des perches de nos élevages sont généralement plus faibles (tableau XXXII, test-t, $P < 0,05$).

Tableau XXXII : Comparaison des pentes (v) des courbes de régression $W = f(LT)$, avec W la masse et LT la longueur totale.

Groupes		L	N	<i>Artemia</i>
Age (jours)	Valeur théorique de v (Lecren 1951)	v calculé	v calculé	v calculé
34	3,592 a	3,251 b	3,251 b	3,169 b
48	3,592 a	3,971 b	3,138 c	3,497 a
65	3,592 a	2,624 b	2,814 b	2,724 b
65	3,012 a		2,794 b	
95	3,012 a		2,902 a	
113	3,012 a			
127	3,012 a	2,653 b		

Pour chaque ligne, les données suivies des mêmes lettres indiquent des différences non significatives ($P > 0,05$). En colonne, les valeurs regroupées dans une même case ne sont pas significativement différentes pour la période considérée, mais différent de celles des autres cases ; v = pente de la courbe de régression.

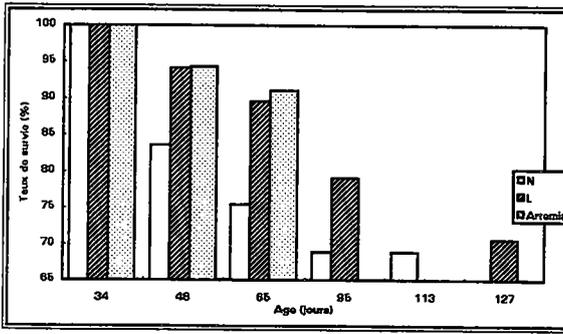


Fig. 15a

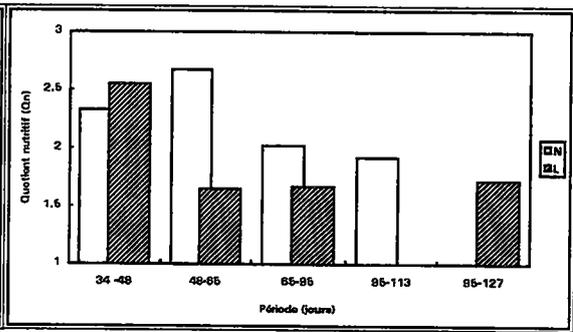


Fig. 15b

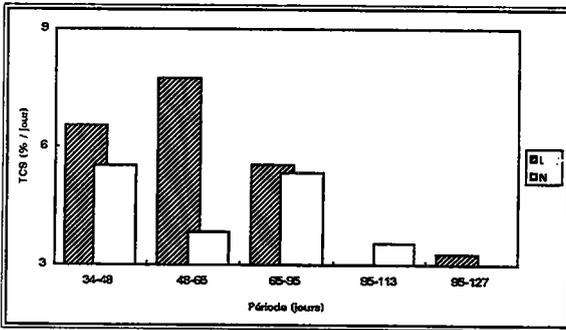


Fig. 15c

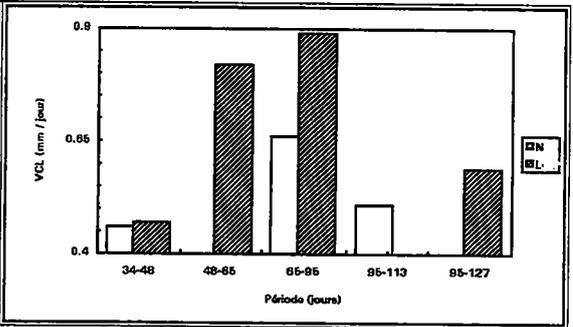


Fig. 15d

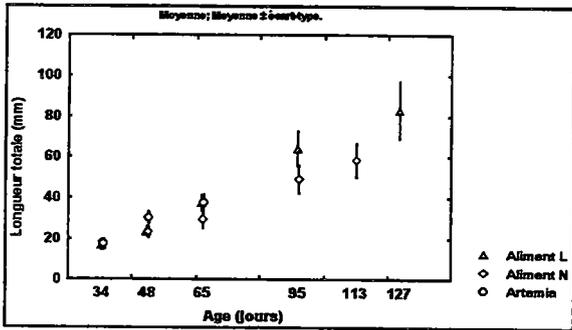


Fig. 15e

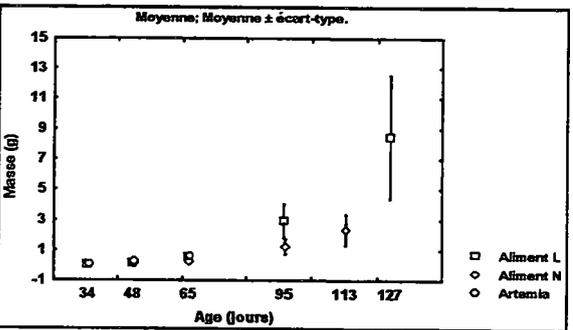


Fig. 15f

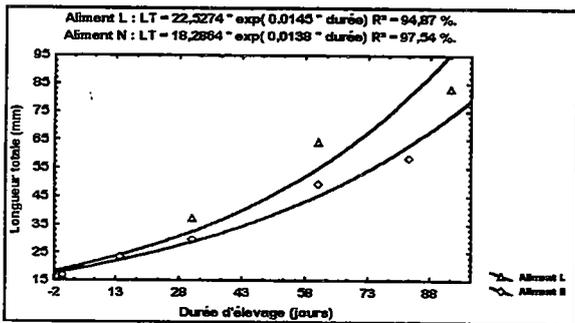


Fig. 15g

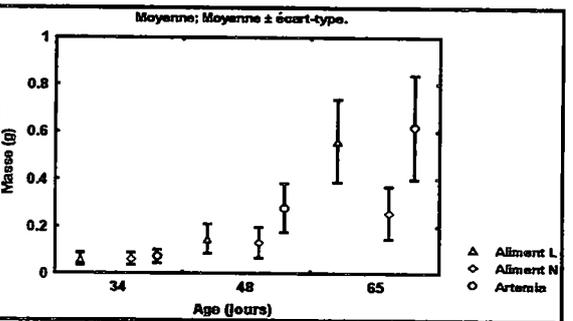


Fig. 15h

Figure 15 : Croissance des alevins de perche au cours du test 1 (expérience 1).

Fig. 15a : Taux de survie en fonction de l'âge ; Fig. 15b : Quotient nutritif moyen par aliment et par période ; Fig. 15c : Taux de croissance spécifique moyen par aliment ; Fig. 15d : Vitesse moyenne de croissance en longueur par aliment ; Fig. 15e : Croissance en longueur par aliment ; Fig. 15f : Croissance en masse par aliment ;

Fig. 15g : Croissance en masse en fonction de l'âge : 34 - 65 jours. Fig. 15h : Modèle exponentiel de croissance en longueur : pour un aliment donné, chaque point représente une longueur moyenne après une durée d'élevage donnée.

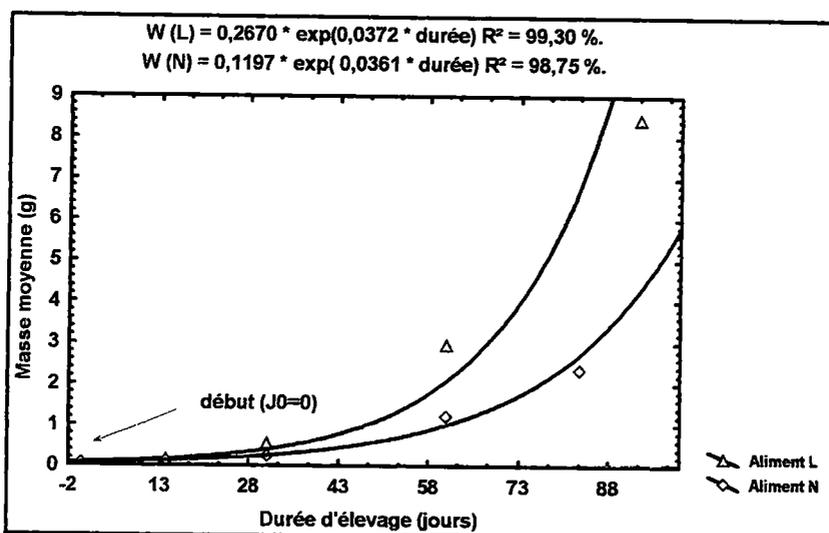


Fig. 15i : Modèle exponentiel de croissance en masse : pour un aliment donné, chaque point représente une longueur moyenne après une durée d'élevage donnée ;

b) Effets du décalage du sevrage sur la croissance des alevins (test 2).

Après 62 jours d'élevage, le taux moyen de survie finale est de 92,6 %. L'évolution des taux de survie suggère que les mortalités sont négligeables d'un contrôle de biométrie à l'autre (fig. 16a). Le Qn varie entre 1,60 et 2,20 (fig 16b). Les TCS enregistrés par période, sont élevés, avoisinant les $5 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$ jusqu'à J95 (fig. 16c). A l'issue du test, le TCS moyen est de $4 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$ (tableau XXXI).

Entre J65 et J95, on note, à l'instar des perches du test 1, une forte vitesse de croissance en longueur qui atteint $0,8 \text{ mm} \cdot \text{j}^{-1}$ (fig. 16d).

L'évolution des tailles et des masses moyennes indique une croissance très forte entre J65 et J127 (figs 16e-g). La croissance de ces perches s'accorde également avec le modèle exponentiel (figs 16h et 16i). Le TCS théorique obtenu à partir du modèle est de $3,53 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$.

La comparaison des longueurs et masses de ce groupe, aux dates J65, J95 et J127, avec celles du groupe nourri avec l'aliment L au cours du test 1, n'indique aucune différence significative (ANOVA, $P > 0,05$). L'effet du décalage du sevrage sur la croissance ultérieure des alevins n'est pas mis en évidence avec l'aliment L.

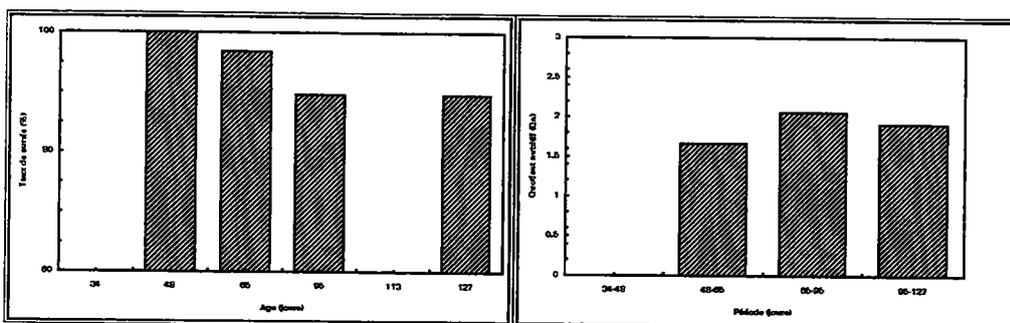


Fig. 16a

Fig. 16b

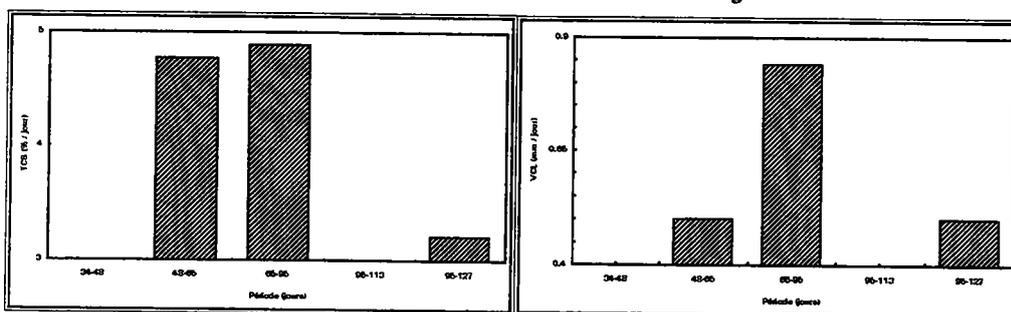


Fig. 16c

Fig. 16d

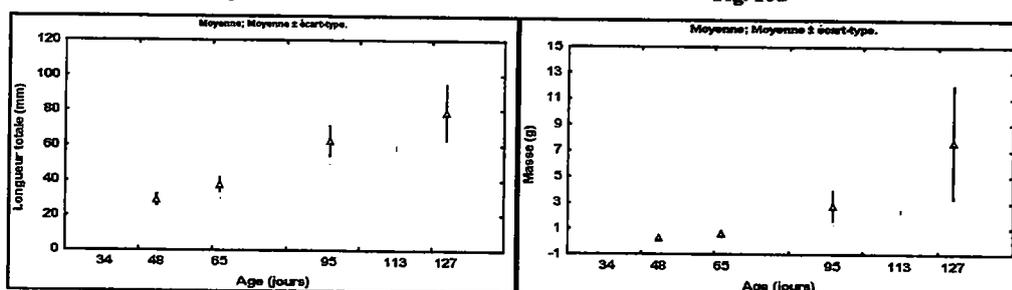


Fig. 16e

Fig. 16f

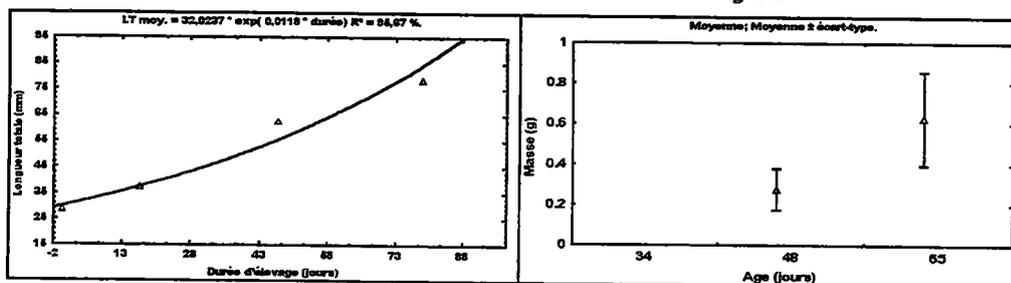


Fig. 16g

Fig. 16h

Figure 16 : Croissance des alevins de perche nourris avec l'aliment L au cours du test I2 (expérience 1).

Fig. 16a : Taux de survie en fonction de l'âge ; Fig. 16b : Quotient nutritif moyen par période ; Fig. 16c : Taux de croissance spécifique moyen ; Fig. 16d : Vitesse moyenne de croissance en longueur ; Fig. 16e : Croissance en longueur ; Fig. 16f : Croissance en masse ; Fig. 16g : Croissance en longueur en fonction de l'âge : 48 - 65 jours. Fig. 16h : Modèle exponentiel de croissance en longueur : chaque point représente une longueur moyenne après une durée d'élevage donnée.

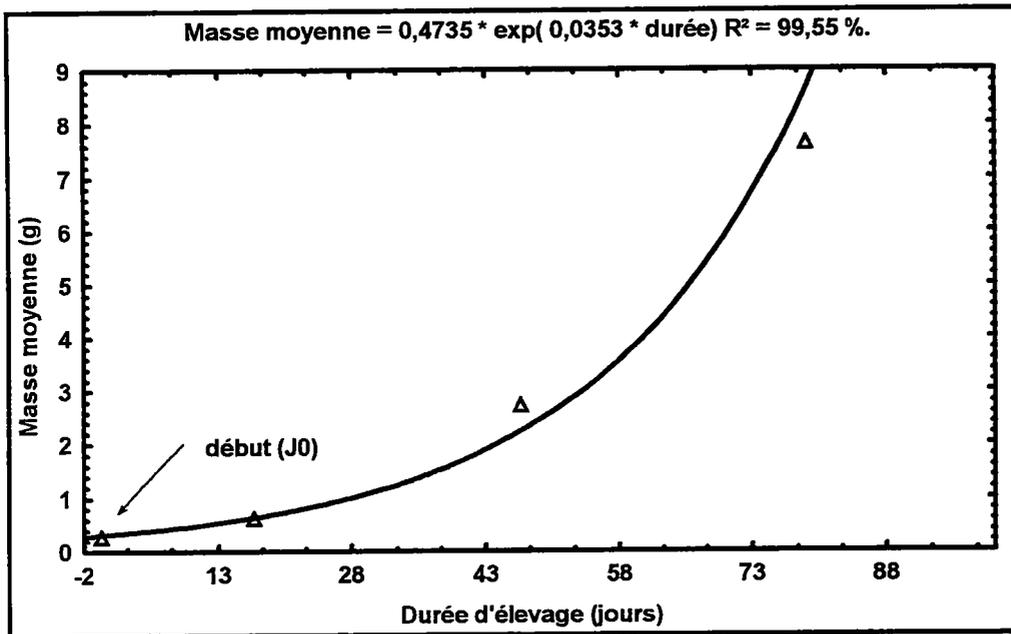


Fig. 16i : Modèle exponentiel de croissance en masse au cours du test 2 : chaque point représente une masse moyenne après une durée d'élevage donnée.

3.4. Effets du calibrage initial sur la croissance des perches (expérience 2).

Les longueurs et masses des trois groupes sont deux à deux différentes au début de l'expérience (ANOVA, $P < 0,05$). A chaque contrôle de croissance, l'analyse de variance ne permet pas de déceler de différence significative ($P > 0,05$) entre les réplicats d'un même groupe, aussi bien pour les longueurs que pour les masses. Seules, les valeurs moyennes des longueurs et des masses de chaque groupe sont donc prises en compte. Les résultats finaux sont présentés sur le tableau XXXIII. Le taux de survie est le même dans tous les trois cas (χ^2 , $P > 0,05$). Il est supérieur à 71 %.

Tableau XXXIII : Effets de calibrage initial sur la croissance des perches (expérience II).

Paramètres	Groupes	1	2	3
Température moyenne d'élevage ($\pm 0,5$ °C)		23	23	23
Nombre de réplicats		2	2	2
Densité numérique initiale (alevins.litre ⁻¹)		0,5	1,0	0,6
Charge pondérale initiale (g.l ⁻¹)		0,9	5,4	5,3
Age (jours)		165	165	165
Effectif initial		42	78	45
Longueur totale (LT) initiale \pm écart-type (mm)		56,1\pm6,1	80,0\pm6,4	96,2\pm9,6
Masse moyenne initiale \pm écart-type (g)		1,8\pm0,6	5,5\pm1,6	9,4\pm2,8
Coefficient de variation des masses initiales (%)		31,5	28,9	29,8
Indice de condition initial \pm écart-type		0,97 \pm 0,11	1,05 \pm 0,12	1,04 \pm 0,15
Biomasse initiale totale (g)		74,6	432,0	424,8
Durée d'élevage (jours)		154	140	140
Longueur totale (LT) finale \pm écart-type (mm)		106,3\pm17,7	131,6\pm15,1	146,9\pm16,5
Masse moyenne finale \pm écart-type (g)		15,9\pm7,8	29,4\pm11,6	41,7\pm15,6
Coefficient de variation des masses finales (%)		49,0	39,6	37,4
Indice de condition final \pm écart-type		1,2 \pm 0,1	1,2 \pm 0,1	1,3 \pm 0,1
Biomasse finale totale (g)		477,8	1968,5	1416,0
Taux moyen de survie (%)		71,4	85,9	75,6
Taux de Croissance Spécifique TCS (%.j⁻¹)		1,4	1,2	1,1
Vitesse de Croissance en Masse VCM (g.j ⁻¹)		0,1	0,2	0,2
Vitesse de Croissance en Longueur VCL (mm.j ⁻¹)		0,3	0,4	0,4
Taux quotidien d'alimentation (%.j ⁻¹)		2,7	2,9	2,5
Quotient nutritif (Qn)		2,9	3,5	3,3

La dispersion des longueurs de chacun des lots varie fortement au cours de l'élevage, les valeurs des coefficients de variation (CV) atteignant un maximum de 54,8 % (figs 17a et 17b). Il en est de même pour les masses, dont la dispersion maximale atteint 64,4 %. Les figures 17c et 17d illustrent la croissance en longueur et en masse des 3 groupes de perches triées.

La comparaison des pentes des fonctions de croissance ($L = f(\text{durée})$ ou $M = f(\text{durée})$) par une analyse de covariance indique une différence significative entre les trois groupes :

$$\begin{aligned} \text{ANCOVA : Longueurs} & \quad F_{2, 1480} = 6,11 & \quad P < 0,05 ; \\ \text{ANCOVA : Masses} & \quad F_{2, 1480} = 93,73 & \quad P < 0,05. \end{aligned}$$

On en conclut que sur toute la période d'élevage, les vitesses de croissance (en longueur ou en masse) des trois groupes sont différentes. Par contre, en comparant les groupes aux dates où ils ont atteint une longueur et une masse équivalente (ANOVA, $P > 0,05$), soit à J112 (groupe 1, queue de lot), J28 (groupe 2) et J0 (groupe 3, tête de lot), les 3 vitesses de croissance en longueur ne sont plus significativement différentes ($P > 0,05$). Ceci permet de conclure qu'il n'y a pas d'effet du calibrage initial sur les vitesses de croissance linéaire des lots dès lors que les longueurs initiales sont équivalentes :

$$\text{ANCOVA :} \quad F_{2, 1042} = 0,25 \quad P > 0,05.$$

Cependant, pour la vitesse de croissance en masse, il n'en est pas de même : les trois pentes ne sont pas équivalentes.

$$\text{ANCOVA : masse} \quad F_{2, 1042} = 9,42 \quad P < 0,05.$$

Mais les groupes 1 et 2 présentent à partir des dates respectives J112 et J28 des vitesses de croissance en masse comparables :

$$\text{ANCOVA : masse} \quad F_{1, 635} = 1,03 \quad P > 0,05.$$

Enfin, lorsque la comparaison s'effectue sur une même durée d'élevage de 42 jours, soit entre J112-J154, J28-J70 et J0-J42 pour les groupes respectifs 1, 2 et 3, il n'y a pas de différence significative entre les vitesses de croissance en masse qui prennent les valeurs de 0,15, 0,16 et 0,20 g.j⁻¹ :

$$\text{ANCOVA : masse,} \quad F_{2, 569} = 0,97 \quad P > 0,05.$$

Le calibrage sépare des animaux de taille différente qui n'ont pas au même moment les mêmes VCL. La différence de calibre à une date donnée ne préjuge pas des limites de croissance des lots de queue.

Pour un groupe donné, le modèle exponentiel de croissance des juvéniles exprime la masse moyenne W (ou la longueur totale moyenne LT) des juvéniles de perches, à un moment donné, en fonction de la masse moyenne W_0 au début de l'élevage, du TCS et de la durée d'élevage :

$$W = W_0 * \exp(\text{TCS} * \text{Durée d'élevage}) .$$

Les coefficients de détermination sont très élevés ($R^2 > 95 \%$). Les taux de croissance spécifique théoriques moyens sont respectivement de 1,37, 1,05 et 0,94 %.j⁻¹ pour les groupes 1, 2 et 3 (figures 17e et 17f).

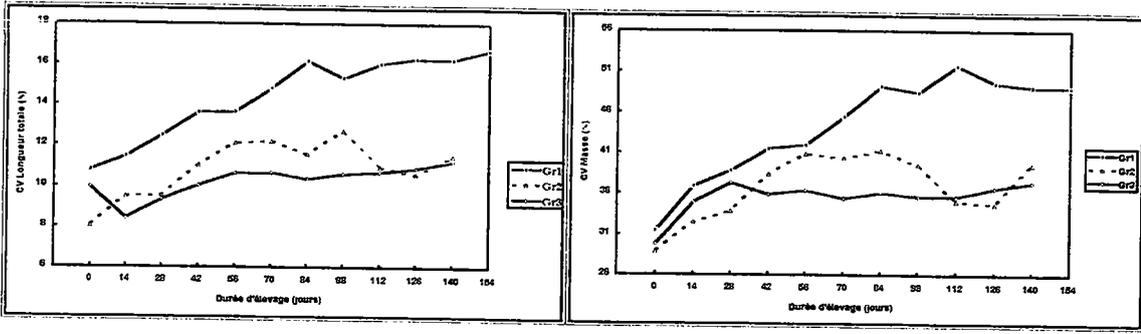


Fig. 17a

Fig. 17b

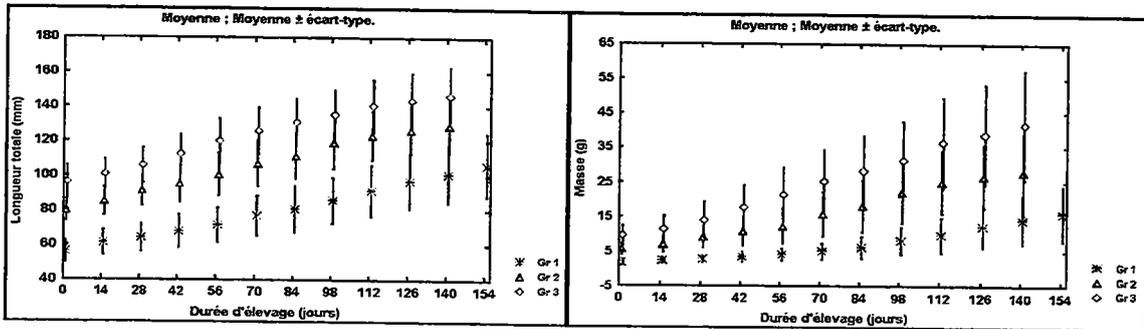


Fig. 17c

Fig. 17d

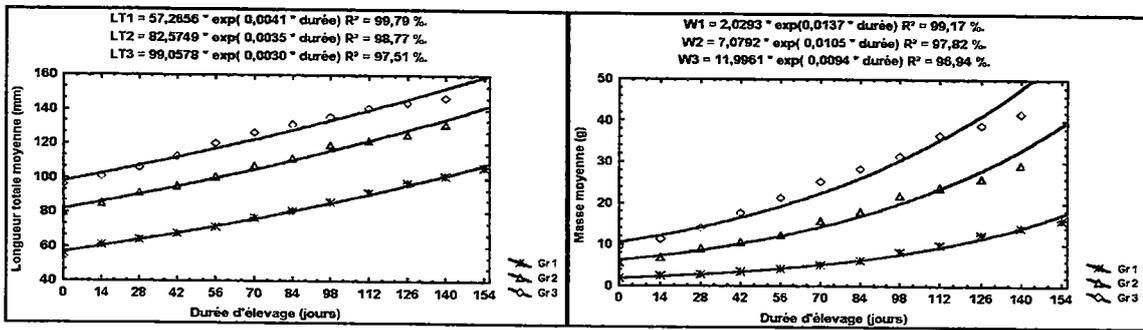


Fig. 17e

Fig. 17f

Figure 17 : Croissance des juvéniles de perche calibrés : expérience II ; Fig. 17a : Coefficients de variation des longueurs en fonction de la durée d'élevage ; Fig. 17b : Coefficients de variation des masses en fonction de la durée d'élevage ; Fig. 17c : Croissance en longueur des 3 groupes de perches calibrées ; Fig. 17d : Croissance en masse des 3 groupes de perches calibrées ; Fig. 17e : Modèle exponentiel de croissance en longueur : chaque point représente une longueur moyenne après une durée donnée d'élevage ; Fig. 17f : Modèle exponentiel de croissance en masse : chaque point représente une masse moyenne après une durée donnée d'élevage.

3.5. Croissance comparée des perches élevées à 25 et 21 °C. (expérience III).

A chaque contrôle de croissance, les taux de survie des réplicats des groupes 4 et 5, élevés à 21 ou à 25 °C, ne sont pas significativement différents (χ^2 , $P > 0,05$). De même en fin d'élevage, les taux de survie des groupes 4 et 5 (tableau XXXIV) sont équivalents (χ^2 , $P > 0,05$).

Les longueurs et masses des perches des deux groupes sont équivalentes tout le long de l'élevage (ANOVA $P > 0,05$; figs 18a et 18b). Les résultats finaux de croissance (tableau XXXIV) n'indiquent pas de différence entre les groupes 4 et 5, en ce qui concerne les longueurs et les masses finales (ANOVA, $P > 0,05$).

La croissance en longueur et en masse en fonction de la durée d'élevage concorde avec le modèle exponentiel de croissance (figs 18c et 18d). Les TCS théoriques obtenus grâce aux modèles sont respectivement de 1,7 et 1,6 %. j^{-1} pour les groupes 4 et 5.

Au cours des huit semaines d'élevage, l'élevation de la température d'élevage des juvéniles de perche de 21 à 25 °C n'a pas engendré un gain significatif de croissance en longueur ou en masse.

Tableau XXXIV : Effets de la température sur la croissance des perches : expérience III.

Paramètres	4	5
Température moyenne d'élevage ± 1 (°C)	25	21
Nombre de réplicats	2	2
Densité numérique (alevins.litre ⁻¹)	0,7	0,7
Charge pondérale (g.l ⁻¹)	7,4	7
Age initial (jours)	165	165
Effectif initial	53	53
Masse moyenne initiale \pm écart-type (g)	11,1\pm7,3a	10,5\pm5,1a
Biomasse initiale totale (g)	588,8	557,0
Durée d'élevage (jours)	53	53
Longueur totale (LT) finale \pm écart-type (mm)	124,5\pm20,0a	118,6\pm16,9a
Masse moyenne finale \pm écart-type (g)	29,1\pm15,2a	25,5\pm10,0a
Indice de condition final \pm écart-type	1,51	1,5
Biomasse finale totale (g)	1369,6	1327,0
Taux moyen de survie (%)	88,7	98,1
Taux de Croissance Spécifique TCS (%.j^{-1})	1,8	1,7
Vitesse de Croissance en Masse VCM (g. j^{-1})	0,3	0,3
Vitesse de Croissance en Longueur VCL* (mm. j^{-1})	0,6	0,5
Taux d'alimentation, Ra (%. j^{-1})	1,7	2,2
Quotient nutritif (Qn)	2,7	2,1

* VCL calculée sur les 39 derniers jours ; pour chaque ligne, les données suivies de lettres identiques ne présentent pas de différence significative (ANOVA, $P > 0,05$) ;

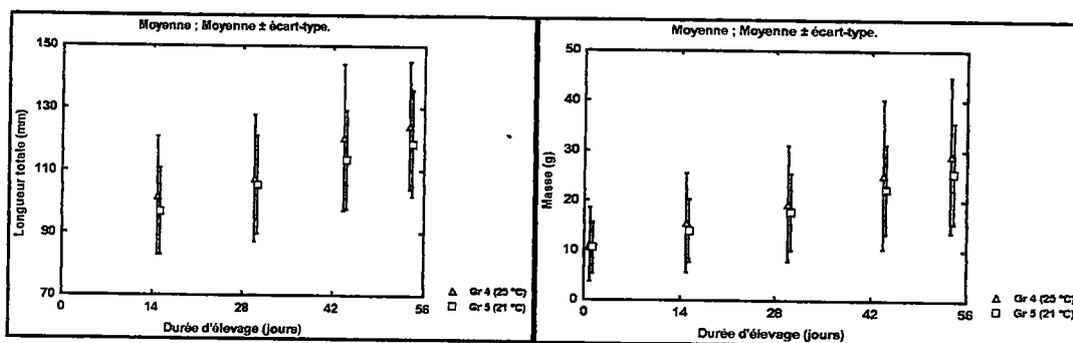


Fig. 18a

Fig. 18b

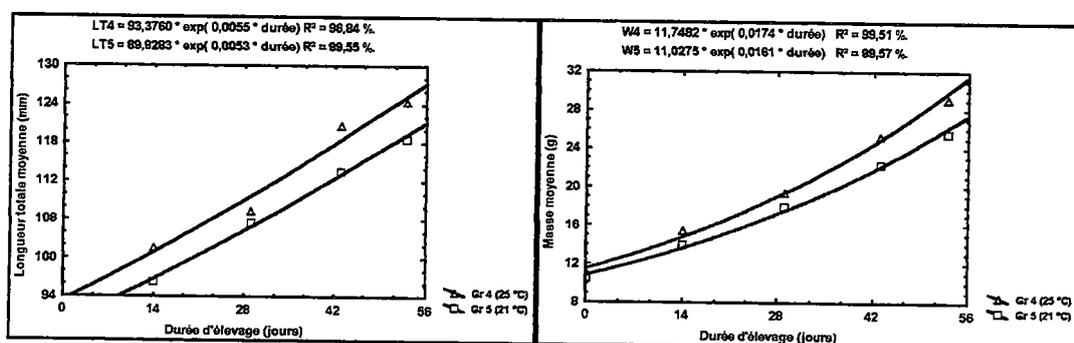


Fig. 18c

Fig. 18d

Figure 18 . Croissance comparée de juvéniles de perches à deux températures différentes (21 et 25 °C, expérience III). Fig. 18a : Croissance en longueur. Fig. 18b : Croissance en masse. Les valeurs prises en compte sont les moyennes et les moyennes \pm écart-type correspondant à chaque date de contrôle. Fig. 18c : Modèle exponentiel de croissance linéaire établi avec les valeurs moyennes. Fig. 18d : Modèle exponentiel de croissance pondérale établi avec les valeurs moyennes. LT4 et LT5 sont les longueurs moyennes en mm des groupes respectifs 4 et 5 lorsque la durée d'élevage est exprimée en jours. M4 et M5 sont les masses moyennes en g des groupes respectifs 4 et 5 lorsque la durée d'élevage est exprimée en jours.

Comparaison de la croissance des lots élevés à différentes températures.

La comparaison entre d'une part, les paramètres des groupes 4 et 5 et d'autre part, ceux des groupes 1, 2 et 3 se justifie par le fait que les conditions expérimentales sont identiques mises à part la température d'élevage et la taille initiale des poissons.

La croissance des lots du groupe 4 (élevés à 25 °C) est comparée avec celle des lots de tête de l'expérience 2 (groupe 3, 23 °C) à partir des dates auxquelles les longueurs et masses des deux groupes (4 et 3) ne présentent pas de différence significative (ANOVA $P > 0,05$). Ceci correspond à J14 pour les perches du groupe 3 et J0 pour les perches du groupe 4. Après 8 semaines d'élevage, (respectivement J70 et J53 pour les groupes 3 et 4), on constate que la comparaison des longueurs et masses des deux groupes ne permet pas de déceler de différence significative (ANOVA, $P > 0,05$). Lorsqu'on compare le taux de survie toutes les

semaines (à chaque contrôle d'effectif et de croissance), ils ne sont pas significativement différents (χ^2 , $P > 0,05$) jusqu'à la fin de la période considérée (J70 et J53).

Lorsque la comparaison s'effectue entre le groupe 3 (23 °C) et le groupe 5 (21 °C) pour les mêmes périodes que précédemment, on ne constate pas non plus de différence significative entre les longueurs ou les masses des deux groupes. Toutefois, à partir de J28, les taux de survie des perches à 23 °C (groupe 3) sont plus faibles (χ^2 , $P < 0,05$) à chaque contrôle de croissance que ceux des lots à 21 °C.

Ces comparaisons ne permettent pas de mettre en évidence une différence de croissance liée à une différence de température entre 21 et 25 °C.

3.6. Production de perches de grande taille (expérience IV).

Au cours de cette expérience, pour des raisons de coupure d'électricité, d'importantes mortalités interviennent dans le groupe 6. Ces mortalités sont ponctuelles et n'affectent pas les performances (survie et croissance) des poissons survivants. A cause de ces pertes ponctuelles, il en résulte un taux de survie final relativement faible : 52 %, (tableau XXXV). L'évolution de la croissance des perches est illustrée par les figures 19a et 19b. Les taux d'alimentation pratiqués sont inférieurs à $1,5 \text{ \%} \cdot \text{j}^{-1}$ et le quotient nutritif inférieur à 2 (tableau XXXV).

La croissance en longueur et en masse des perches des deux groupes s'accorde avec le modèle exponentiel (figs. 19c et 19d). Ces modèles expliquent au moins 94 % des variations de longueurs ou de masses par celles de la durée d'élevage (figs 19c et 19d). Toutefois les valeurs finales obtenues pourraient suggérer qu'elles constituent les points d'inflexion vers une asymptôte.

La dissection en fin d'élevage de 32 perches permet de constater la présence de matières grasses périviscérales dont la masse est comprise entre 7,0 et 11,5 % de celle des perches. Les 18 perches issues de l'étang de Lindre (alimentation naturelle) présentent un taux maximum de 1,6 % de tissu adipeux dans la cavité abdominale.

Tableau XXXV : Croissance des perches de l'expérience IV.

Paramètres	Groupe de perches	6	7
Température moyenne d'élevage ($\pm 1^\circ\text{C}$)		25	23
Nombre de réplicats		2	2
Densité numérique initiale (alevins.l ⁻¹)		0,5	0,3
Charge pondérale (g.l ⁻¹)		3,40	11
Effectif initial		412	166
Longueur totale initiale \pm écart-type (mm)		83,7\pm10,9	144,7\pm20,6
Masse initiale \pm écart-type (g)		7,4\pm3,7	39,8\pm17,7
Indice de condition initial \pm écart-type		1,2 \pm 0,2	1,2 \pm 0,1
Biomasse initiale (g)		3040,4	6607
Durée d'élevage (j)		219	168
Longueur totale finale \pm écart-type (mm)		183,2\pm23,2	251,5\pm29,5
Masse finale \pm écart-type (g)		89,7\pm38,0	245,3\pm95,4
Indice de condition final \pm écart-type		1,4 \pm 0,2	1,5 \pm 0,1
Biomasse finale (g)		19186,6	30670
Taux de survie (%)		51,9	75,3
Taux de Croissance Spécifique, TCS (%.j⁻¹)		1,1	1,1
Vitesse de Croissance en Masse, VCM (g.j ⁻¹)		0,4	1,2
Vitesse de Croissance en Longueur, VCL (mm.j ⁻¹)		0,5	0,6
Taux d'alimentation, Ra (%.j ⁻¹)		1,2	1,5
Quotient nutritif (Qn)		1,7	1,9

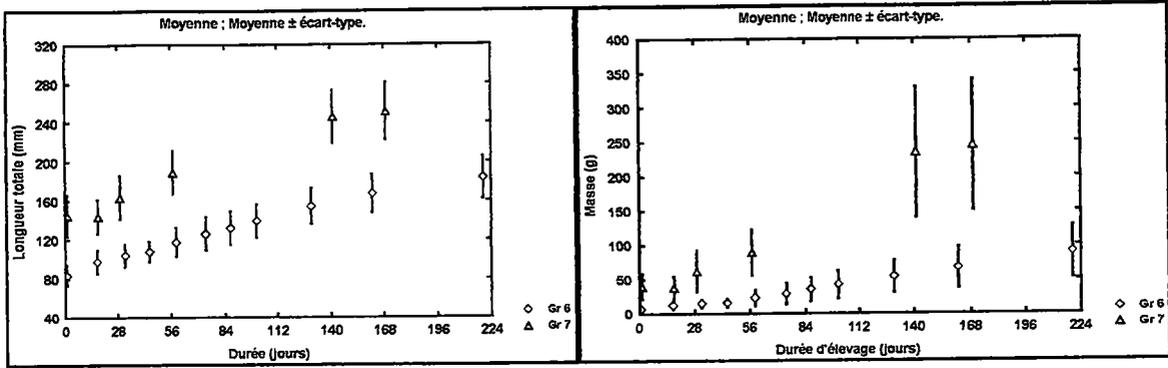


Fig. 19a

Fig. 19b

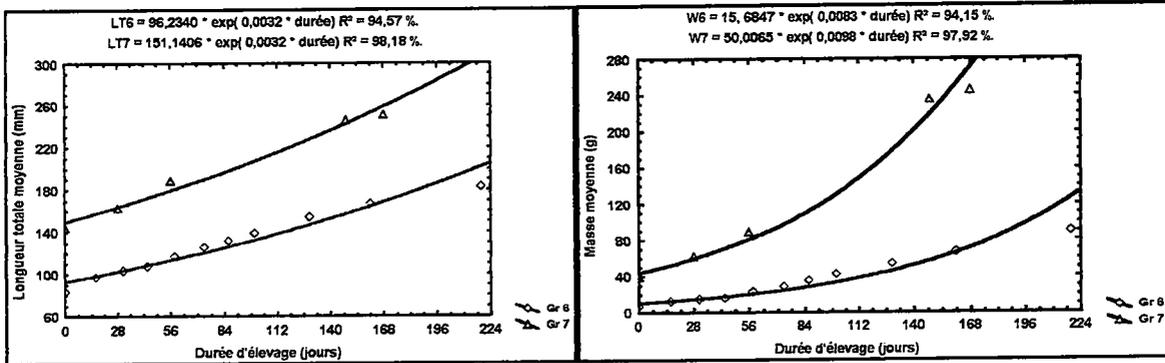


Fig. 19c

Fig. 19d

Figure 19 : Croissance des perches en phase de grossissement (expérience IV).

Fig. 19a : Croissance en longueur. Fig. 19b : Croissance en masse. Les valeurs prises en compte sont les moyennes et les moyennes \pm écart-type correspondant à chaque durée d'élevage. **Fig. 19c : Modèle exponentiel de croissance en longueur établi avec les valeurs moyennes. Fig. 19d : Modèle exponentiel de croissance en masse établi avec les valeurs moyennes.** LT6 et LT7, W6 et W7 sont respectivement les longueurs (mm) et masses (g) moyennes des groupes 6 et 7 lorsque la durée d'élevage est exprimée en jours.

5.3.8. Modélisations.

5.3.8.1. Relation longueur - masse.

Les relations longueur totale - masse, sont établies avec l'ensemble des données pour les deux groupes de taille des perches : $40 \leq LT \leq 100$ mm et $LT > 100$ mm (figs 20a et 20b). On note que les pentes des deux droites obtenues après linéarisation logarithmique de l'équation de régression sont plus fortes que la valeur théorique 3, (valeurs respectives de 3,1 et 3,2) traduisant une bonne relation allométrique (test-t, $P > 0,05$).

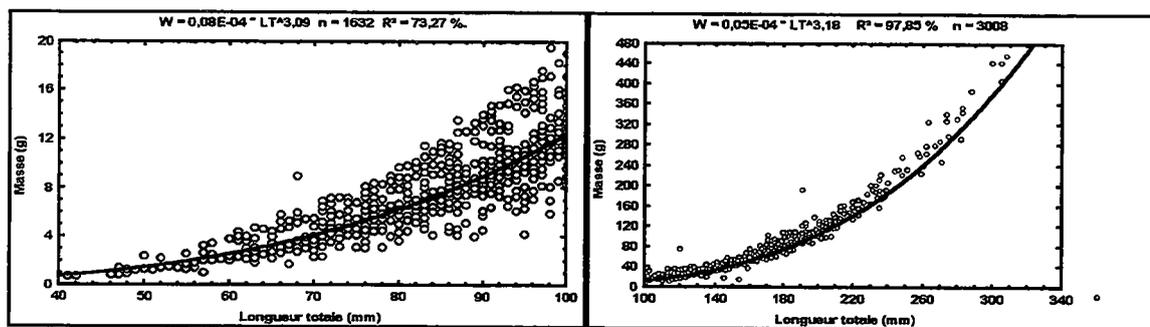


Fig. 20a

Fig. 20b

Figure 20 : Relation longueur - masse des juvéniles de perches ; Fig. 20a : $40 \leq LT \leq 100$ mm. Fig. 20b : $LT > 100$ mm.

5.3.8.2. Relation entre le taux quotidien d'alimentation entre la masse initiale (Ra - W).

Pour l'ensemble des quatre expériences, il est établi une relation logarithmique significative entre les taux quotidiens d'alimentation pratiqués (Ra), et la masse moyenne initiale W (fig. 21).

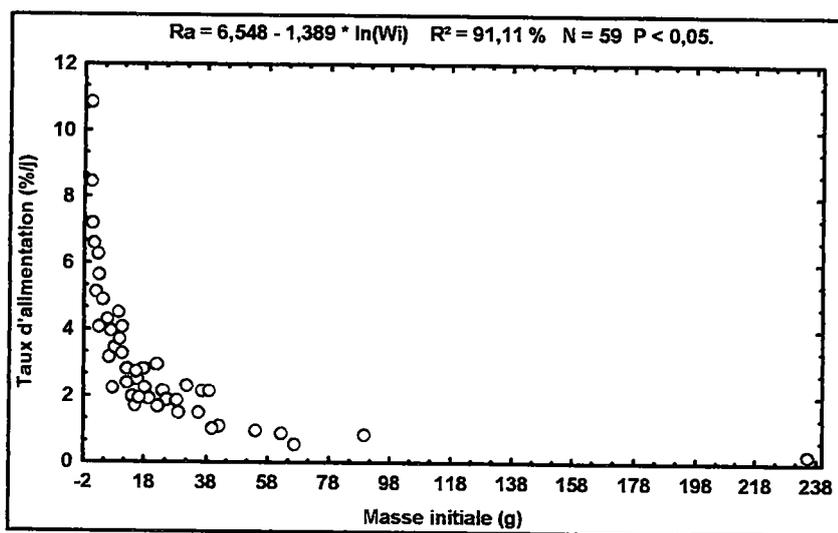


Figure 21 : Relation entre le taux d'alimentation (Ra) des perches et la masse initiale (W).

5.3.8.3. Modélisation de la croissance en masse.

La vitesse de croissance en masse se déduit des masses finale et initiale, et de la durée d'élevage Δt . A l'issue de toutes les expériences réalisées avec les alevins et juvéniles de perche (expériences I à IV), un modèle permettant la prédiction de la masse finale (W_f) à partir de la masse initiale W_i , de la durée d'élevage (Δt), et de la ration quotidienne rapportée à la masse initiale (QJ) est établi :

$$W_f = W_i^{0,9561} * \exp(0,00991 * \Delta t + 7,39499 * QJ),$$

avec QJ = ration quotidienne par poisson/masse moyenne initiale, soit $QJ = Q_{\text{totale}} \text{ d'aliment par poisson} / (W_i * \Delta t)$

Les variations de la masse finale expliquées par le modèle sont de 99,09 % (tableau XXXVI).

Tableau XXXVI : Modèle de croissance exprimant la masse finale en fonction de la masse moyenne initiale des perches (W_i) et de l'aliment : $W_f = W_i^{B0} * \exp(B1 * \Delta t + B2 * QJ)$ avec , W_i la masse moyenne initiale en g, et QJ la ration quotidienne rapportée à la masse initiale.

n = 58 R ² = 99,09 % P < 0,05		
	B	P
B0	0,95610	0,0000
B1	0,00991	0,0000
B2	7,39499	0,0000

Une analyse des valeurs prédites par le modèle confirme qu'elles sont proches de celles observées expérimentalement (fig. 22).

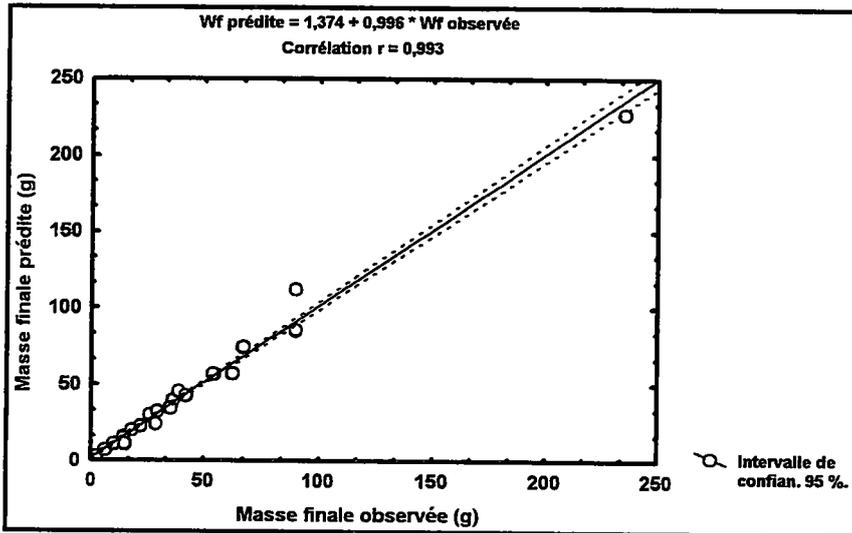


Figure 22 : Corrélation entre les valeurs observées de la masse finale W_f et celles prédites par le modèle.

5.3.8.4. Simulations.

Pour des perches de masse supérieure ou égale à 78 g, le taux d'alimentation quotidien est inférieur à 0,5 % de la masse initiale, lorsqu'elle est calculée selon la régression du § 5.3.8.2 :

$$Ra (\%.j^{-1}) = 6,548 - 1,389 * \ln (W_i).$$

De même, pour des alevins de 0,1 g, le taux de nourrissage est de 9,7 $\%.j^{-1}$. Le taux maximal est de 12,9 % pour des larves de 0,01 g, ce qui paraît faible. Entre 0,1 g et 10 g de masse initiale des poissons, le taux varie entre 7,5 et 3,3 $\%.j^{-1}$, ce qui semble acceptable au regard des grilles d'alimentation des Salmonidés (JICA 1983).

Tableau XXXVII : Grille d'alimentation des Salmonidés (D'après JICA 1983).

W_i (g)	QJ
< 0,18	0,099
0,18-1,50	0,082
1,50-5,10	0,069
5,10-12	0,055
12-23	0,04
23-39	0,032
39-62	0,025
62-92	0,022
92-130	0,02
130-180	0,018
> 180	0,017

Lorsque la croissance des perches est prise en compte par le modèle du § 5.3.8.3 :

$$W_f = W_i^{0,9561} * \exp(0,00991 * \Delta t + 7,39499 * QJ),$$

avec W_i et QJ du tableau XXXVII, elle est proche des valeurs observées dans le cas où plusieurs contrôles de croissance effectués avant la fin de l'élevage, permettent de réajuster la ration (QJ) des perches (fig. 23a, c, e). Le modèle impose ce réajustement du taux d'alimentation ; par conséquent, des durées d'élevage (Δt) courtes. Autrement, un même taux d'alimentation serait appliqué à tous les stades de développement ; ce qui est absurde, car ceci engendrerait des cas de suralimentation. Des perches de 0,18 à 23 g de masse initiale, élevées pendant 20 semaines, présentent une faible croissance lorsque la ration n'est pas réajustée et la masse finale estimée par le modèle sur une longue durée ($\Delta t = 140$ jours ; fig. 23b, d, f). Dans ce cas, des perches de masses initiales supérieures à 39 g, sont suralimentées et présentent une croissance excessivement élevée.

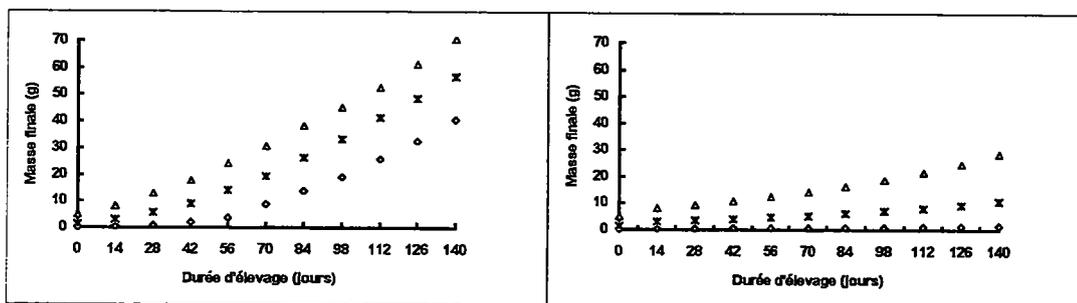


Fig. 23a

Fig. 23b

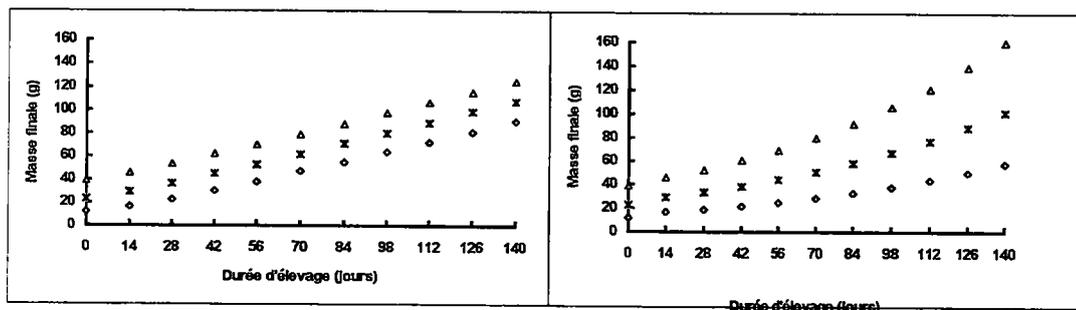


Fig. 23c

Fig. 23d

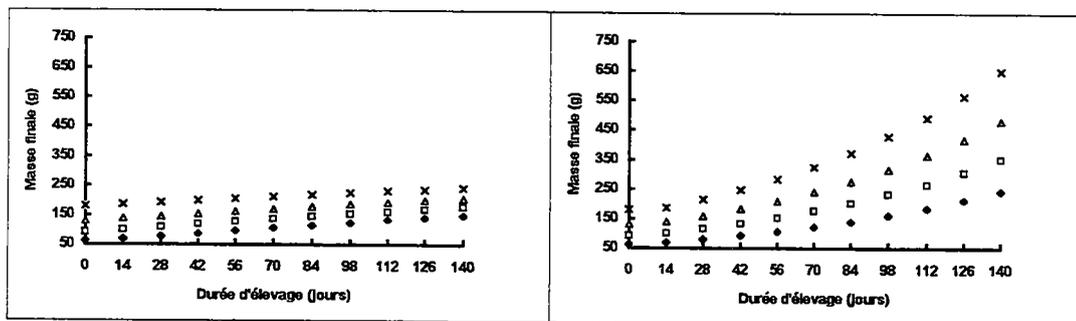


Fig. 23e

Fig. 23f

Figure 23 : Simulation du modèle de croissance en masse pour des perches de différentes masses initiales, avec ou sans réajustement de la ration des perches. Les taux d'alimentation sont ceux généralement appliqués en salmoniculture (JICA 1983). Les figures 23a, c et e, illustrent le modèle de croissance des perches de différentes masses initiales, pendant 140 jours, avec $\Delta t = 14$ j et le taux d'alimentation (QJ) régulièrement réajusté. Les figures 23b, d et f, illustrent le modèle de croissance des perches de différentes masses initiales, pendant 140 jours, sans réajustement du taux d'alimentation (QJ), et Δt variant entre 0 et 140 jours.

4. Discussion.

4.1. Alevins : croissance et survie (expérience D).

Les taux de survie des alevins nourris avec de l'aliment artificiel (L ou N) sont généralement élevés. Ils varient de 92,6 % après 62 jours d'élevage à 75 % après 79 jours. Ce sont les alevins nourris avec l'aliment L qui obtiennent les meilleures performances zootechniques. Leur taux de survie sont les plus élevés (75 %). Entre les deuxième et troisième mois, la VCL atteint chez ces perches sa valeur maximale de 0,9 mm.j⁻¹. Pendant cette période, à la même température de 23 °C, la VCM est également élevée (0,08 g.j⁻¹). Le poids corporel est quintuplé chez les alevins nourris avec L alors qu'il n'est multiplié que par 2,8 chez les alevins nourris avec N. Plusieurs études relatent la croissance des perches (Le Cren 1951, Linlokken *et al.* 1991, Flesch 1994). Mais la littérature ne fournit pas de données sur l'évolution des vitesses de croissance pondérale ou linéaire des alevins de perche élevés avec de l'aliment artificiel. Après deux mois et demi d'élevage, Fiogbé *et al.* (1995) obtiennent en bassins fertilisés, des perchettes de masse moyenne comprise entre 0,8 et 1,5 g. Un mois et demi seulement leur est nécessaire pour obtenir des alevins de 0,56 g lorsque les bassins sont alimentés avec de l'eau échauffée (centrale électro-nucléaire). Mélard et Phillipart (1984) obtiennent des alevins de 1 à 1,5 g en 70-80 jours d'élevage. Ces vitesses de croissance sont comparables à celle obtenue au cours du présent travail avec l'aliment L entre les 48^{ème} et 65^{ème} jours. Par contre, entre J65 et J95, la vitesse de croissance pondérale obtenue avec le même aliment artificiel est le quadruple de celle des auteurs précédemment cités. Dans les Red Lakes (Minnesota, USA), la vitesse de croissance en longueur varie selon les années. En effet, des alevins de perchaude mesurant respectivement 32,9 mm et 32,6 mm les 09 juillet 1952 et 1953, enregistrent respectivement des VCL de 0,26 mm.j⁻¹ et 0,49 mm.j⁻¹, au bout de 85 jours (Pycha et Smith 1955). Dans le lac Oneida (NY, USA), la vitesse de croissance en longueur enregistrée pour des perchaudes de stade comparable varie aussi selon les années entre 0,3 et 0,6 mm.j⁻¹ (Prout *et al.* 1990). Les mêmes auteurs indiquent des TCS variant de 0,7 à 2,2 %.j⁻¹ pour des alevins dont la masse corporelle passe de 0,6-1,9 g en juillet à 2,0-5,8 g en octobre.

La croissance des alevins du test I2 n'étant pas significativement différente de celle des perches nourries avec le même aliment au cours du test I1, une alimentation artificielle plus précoce, comme c'est le cas pour les alevins du test I1, ne semble pas présenter un avantage particulier sur la croissance. Cette observation n'est pas en accord avec celle de Best (1981) qui obtient une croissance plus forte après 45 jours d'alimentation artificielle chez des alevins de perchaude sevrés trois semaines plus tôt que leurs congénères. Mais, les protocoles de sevrage diffèrent. Une alimentation artificielle précoce présente toutefois l'avantage d'affranchir les élevages de la dépendance en proies vivantes.

Les valeurs du quotient nutritif (Q_n) sont, par contre, stables d'un aliment à l'autre : 1,7 à 2,0 pour l'aliment L et 2,0 pour l'aliment N. Ces valeurs sont acceptables d'après la valeur de Q_n d'un aliment de haute qualité pour la perche estimée à 1,5 (Calbert et Huh 1976). Mais elles peuvent être considérablement améliorées et donc réduites grâce à une meilleure connaissance des besoins nutritionnels et de la ration quotidienne des alevins de perche. Cela éviterait les pertes d'aliment non ingéré ou les cas de suralimentation.

Les différentes valeurs des indices de croissance obtenues au cours de ces essais traduisent de bons résultats de croissance qui méritent d'être confirmés par des productions à plus grandes échelles. En 18 semaines d'élevage (J127), il est possible d'obtenir des juvéniles de 8,5 g de masse moyenne à partir des larves fraîchement écloses et alimentées pendant les 7 premières semaines (34 jours) avec *Artemia*, et le reste du temps avec l'aliment artificiel L.

4.2. Juvéniles.

D'une façon générale, les taux de survie sont tous élevés (50 %), quel que soit le groupe de perches, la température et la durée d'élevage (8 à 32 semaines). Le groupe 6 présente la plus faible survie (52 %) en 32 semaines d'élevage. Il a connu d'importantes mortalités qui ne sont pas directement imputables à la conduite de l'élevage : pannes nocturnes d'électricité en fin de semaine engendrant un arrêt du dispositif d'aération, de circulation et de filtration de l'eau.

Les poissons du groupe 1 (expérience II) détiennent la plus faible vitesse de croissance en masse ($0,09 \text{ g.j}^{-1}$) pour un Q_n de 2,9 ; la plus forte ($1,2 \text{ g.j}^{-1}$) est enregistrée par le groupe 7 des plus grandes perches pour lesquelles le Q_n est 1,9. Ceci est en accord avec le fait que la VCM est une fonction croissante du poids initial des poissons. Les valeurs obtenues pour le Q_n démontrent l'intérêt d'une étude des besoins nutritifs et d'une meilleure pratique de l'alimentation artificielle des perches afin d'approcher la valeur seuil de 1,5.

Les biomasses initialement mises en charge sont faibles ($< 12 \text{ kg.m}^{-3}$) en comparaison avec les 50 kg.m^{-3} communément pratiqués dans d'autres systèmes de production intensive (Mélard *et al.* 1995a). Les mêmes auteurs présentent le système d'élevage le plus intensif à une densité de 124 kg.m^{-3} avec une production journalière de $2,6 \text{ kg.m}^{-3}$. Les perches ont montré leur aptitude au confinement et on peut en déduire qu'une augmentation des vitesses de croissance est encore possible notamment grâce à un accroissement des biomasses mises en charge. Ce qui en retour contribuerait à une réduction de la variabilité des tailles au sein des lots (Mélard *et al.* 1995a).

Les perches résistent bien aux manipulations notamment lors des déterminations bimensuelles de masse individuelle. Un élevage monosex féminin (par sexage ou manipulation biotechnologique) peut être envisagé puisque à partir d'une longueur de 110 mm, les perches femelles ont une vitesse de croissance plus forte que celle des mâles (Le Cren 1958, Schott *et al.* 1978, Heidinger et Kayes 1986). Tous ces facteurs constituent des atouts majeurs pour le développement d'une percheiculture.

Toutefois, l'accumulation de matières grasses dans la cavité viscérale des perches (jusqu'à 11,5 % du poids vif des perches) fragilise l'enthousiasme suscité par les performances zootechniques et pose le problème de l'adéquation de l'aliment artificiel destiné aux Salmonidés. Ce phénomène est pourtant déjà relaté chez d'autres espèces d'élevage tels que la truite arc-en-ciel *O. mykiss* (Smith *et al.* 1988, Corraze *et al.* 1991a et b, Cowey 1991, Médale 1991, Zoccarato 1991) et le turbot *Scophthalmus maximus* (Andersen et Alsted 1991). La quantité de tissu adipeux déposée est d'autant plus importante que les perches sont grandes. Comme le montre la VCM du groupe 7, les grandes perches ont une forte vitesse de croissance. Or, il existe une corrélation positive entre la vitesse de croissance et le dépôt de matières grasses MG (Kinghorn 1983, Linder *et al.* 1983, Ayles *et al.* 1979). Dans le but de limiter ces dépôts, un équilibre peut être recherché en ne visant plus des vitesses de croissance les plus élevées. Mais cette accumulation peut également provenir d'un déséquilibre énergétique entre les besoins réels de la perche d'élevage et l'énergie ingérée. En milieu d'élevage, la sédentarisation des perches les contraint à ne plus développer leur comportement naturel de chasse de leurs proies, d'où une baisse de leur activité. La part de l'énergie ingérée consacrée aux activités cataboliques diminue au profit de celle destinée à la croissance qui est stockée en tissu adipeux. Le pouvoir calorifique de l'aliment utilisé est de 23 kJ.g⁻¹ et contient 18 % de matières grasses. Ceux utilisés (W7 ou W13) pour nourrir les perchaudes n'ont que 15,3 % de MG brutes et environ 21 kJ.g⁻¹ (Reinitz et Austin 1980) mais selon Garber (1983), l'aliment W7 contient 18,9 % de M.G et 21,3 kJ.g⁻¹. Deux aspects doivent impérativement être développés : une étude des besoins nutritionnels et énergétiques de la perche, notamment la détermination du ratio optimal Protéines/Lipides de l'aliment est nécessaire, mais aussi l'établissement d'une grille adéquate d'alimentation des perches.

Malgré les fortes variabilités de taille, le cannibalisme n'est pas observé. Ce phénomène ne constitue donc pas une menace pour les perches d'élevage alimentées artificiellement. Sa présence constituerait une exception.

4.2.1. Taux de survie et influence du calibrage initial des perches sur la croissance.

Les taux de survie obtenus sont élevés, (supérieurs à 71 %) et du même ordre que ceux de Mélard *et al.* (1995b) qui n'observent pas de différence significative entre les survies de trois groupes résultant du tri des perches.

Le calibrage des perches (groupes 1 à 3) permet d'obtenir trois catégories initialement qualifiées de faible, moyenne ou de forte vitesse de croissance (groupes 1, 2 et 3). Lorsque la comparaison des lots est réalisée sans tenir compte des différences initiales des longueurs et des masses, les trois vitesses de croissance sont différentes. Cependant, la période d'élevage est suffisamment longue pour comparer la croissance des perches lorsqu'elles ont atteint le même stade de développement (longueur et masse moyennes équivalentes). A âge différent, leur vitesse de croissance est similaire pendant une période de 6 semaines. Donc, l'appartenance antérieure des lots à des groupes de tête ou de queue de lot n'influe pas sur leur croissance lorsque chaque catégorie est élevée séparément.

Ces résultats sont en accord partiel avec ceux de Mélard *et al.* (1995b) qui n'observent pas de différence significative entre les vitesses de croissance des trois groupes de perches triées de masse moyenne initiale : 16,1 g, 29,6 g, 48,3 g. Au sein d'une population de perches, la forte variabilité du poids corporel des perches qui traduit des différences importantes de croissance peut s'expliquer par un effet de dominance qui ne s'exerce plus ou qui s'exerce faiblement lorsque les perches dominantes sont écartées. Les auteurs précédents ont effectué leur comparaison sur toute la période d'élevage. Leur équation de la vitesse de croissance est une fonction puissance du poids corporel initial. Les vitesses de croissance sont significativement différentes si en début d'expérience, les poids moyens des trois groupes sont déjà différents. La comparaison ne devrait intervenir qu'à partir du moment où les perches présentent des longueurs et masses équivalentes.

La présence de perches dites naines (Hoestlandt 1979 ; Ridgway et Chapleau 1994) dans certaines populations sauvages peut simplement s'expliquer par des effets de compétition alimentaire et de dominance (Hoestlandt 1980). Ces observations conduisent à préciser deux remarques :

- la vitesse de croissance n'est pas constante mais évolue par paliers de temps qu'il est utile d'étudier. Dans le cas du présent travail, il pourrait s'agir des 42 jours (soit 6 semaines) pendant lesquels les trois vitesses de croissance sont semblables ;
- la vitesse de croissance est évidemment plus faible pour des alevins que pour des juvéniles car elle est, jusqu'à une certaine limite, une fonction croissante du poids (ou de la taille du poisson). Il vaut mieux comparer des vitesses de croissance des perches de stades comparables et sur des périodes de durée égale.

Les coefficients de variation (CV) des masses ont connu des augmentations très fortes qui vont jusqu'à 65 % en 22 semaines. Plusieurs calibrages sont nécessaires au cours d'un même cycle d'élevage. La fréquence des tris de calibrage des perches mérite d'être déterminée.

Elle peut varier de 6 - 8 semaines à 12 - 15 semaines si l'on tient compte des délais pour l'obtention des CV maxima.

4.2.2. Action de la température.

Aucune différence de croissance due à l'influence de la température n'est décelée sur des groupes de juvéniles élevés à 21 et 25 °C pendant 8 semaines. L'effet de la température sur la croissance n'est mis en évidence ni entre les groupes 4 et 5 (resp. 25 et 21 °C), ni entre le groupe 3 à partir de J28 et le groupe 5 (resp. 23 et 21 °C) ni enfin, entre les groupes 3 et 4 (resp. 23 et 25 °C). On peut envisager que la durée des essais comparatifs, relativement courte (8 semaines), ne permet pas aux perches exposées aux plus fortes températures d'exprimer leurs performances. Mélard *et al.* (1995b) ne trouvent pas non plus d'effet significatif de la température sur la croissance de lots élevés à 22,9 °C et 26,5 °C pendant une période plus longue. L'hypothèse de la durée d'élevage peut donc être écartée. L'hypothèse de l'appartenance des deux températures testées à la gamme thermique optimale de croissance peut expliquer en partie ce fait. En effet, Winberg (1987) définit la température optimale de croissance comme étant celle pour laquelle la croissance peut s'accomplir avec le maximum d'efficacité bioénergétique. Du fait de la non disponibilité de données métaboliques et bioénergétiques, l'efficacité bioénergétique ne peut être mesurée. Brett (1979) désigne comme température optimale celle à laquelle la croissance maximale est obtenue. La croissance maximale semble être obtenue dans la gamme des températures testées, toutes choses restant égales par ailleurs. La définition de Brett (1979) convient aux cas étudiés. Un autre facteur, non moins important, pouvant soutenir l'hypothèse de croissance maximale enregistrée à différentes températures comprises entre 21 et 25 °C, est la bonne qualité de l'eau d'élevage. Elle est obtenue grâce à un siphonnage quotidien des éventuels dépôts d'aliment non ingéré et des fèces. L'efficacité du dispositif de filtration et les taux de renouvellement de l'eau d'élevage, contribuent à l'optimisation de la qualité de l'eau, les valeurs extrêmes des paramètres physico-chimiques restant dans les limites de tolérance en pisciculture (EIFAC 1971, Mancini et Quigley 1981). L'éclairage et la photopériode sont choisis dans la gamme de croissance optimale (Huh *et al.* 1976). Au terme de ces élevages aucune pathologie n'est apparue. L'état sanitaire initial des poissons est considéré satisfaisant. Une température de 21 °C est préférable ; elle permet l'obtention du même niveau de croissance et de survie que les températures plus élevées sans accroître le risque de développement d'agents pathogènes.

4.3. Modélisations.

4.3.1. Régression longueur - masse.

Les équations de régression taille - masse indiquent une bonne conformation des juvéniles de perche puisque les pentes des courbes de régression sont de 3,1 et 3,2

respectivement pour des perches de longueur inférieure ou égale à 100 mm et pour les plus grandes.

4.3.2. Modèle de croissance.

Le modèle exponentiel de croissance qui traduit la masse moyenne W_t des perches à un moment t donné en fonction de la masse moyenne M au début de l'élevage, du TCS et de la durée d'élevage $W_t = W * \exp(\text{TCS} * \text{Durée d'élevage})$. Les coefficients de détermination étant très élevés ($R^2 > 95 \%$), ces modèles peuvent permettre d'effectuer des prévisions qui ne s'écartent pas trop des valeurs expérimentales dans la mesure où les poissons sont dans leur première année de vie (Chapman 1971, Weatherley 1972).

4.3.3. Relation entre le taux d'alimentation et la masse initiale.

Cette relation confirme la régression logarithmique entre le taux d'alimentation et la masse initiale. Mais elle ne permet pas l'établissement d'une table d'alimentation des perches depuis le stade alevin (0,1 g) jusqu'au stade adulte commercialisable (> 150 g). Elle présente quelques contraintes majeures. D'une part, elle n'est valable que pour des températures variant de 20 à 25 °C. D'autre part, elle tend à appliquer aux poissons, de faibles taux de nourrissage. A partir d'une masse de 112 g, elle indique des valeurs négatives du taux d'alimentation.

4.3.4. Modèle de la croissance en masse (VCM).

Le modèle de croissance résulte de trois fonctions. La première est une fonction puissance (f_1) de la masse corporelle initiale W (Parker et Larkin 1959, Querellou 1984, Ostrowsky 1995) :

$$f_1(W) = WB_0.$$

La deuxième (f_2) dépend de la durée d'élevage Δt :

$$f_2(\Delta t) = \exp(B_1 * \Delta t)$$

La troisième fonction traduit l'influence du taux de nourrissage dans la vitesse de croissance (Cacho *et al.* 1988). Elle est prise en compte par le QJ :

$$f_3(QJ) = \exp(B_2 * QJ).$$

D'autres facteurs, prenant en compte la qualité de l'eau, la technicité de l'éleveur, la température d'élevage, et leurs possibles interactions, interviennent également (Le Louarn 1980, Muller-Feuga 1990). La température étant constante à 23°C, sauf pour deux tests pour lesquels, elle est restée constante à 21 ou 25 °C, ses variations ne sont pas déterminantes dans le modèle. Les autres facteurs ne sont pas pris en compte dans ce modèle parce que difficiles à saisir.

Les paramètres du modèle sont tous significatifs. Dans le but d'une meilleure définition des stratégies de production, le modèle dont équation générale est :

$$W_f = f_1 * f_2 * f_3 = W_i^{B_0} * \exp(B_1 * \Delta t + B_2 * QJ)$$

permet de prédire la croissance des perches à partir de 0,1 g de masse. Le niveau des variations de la croissance pondérale expliquées par les variables (Masse initiale, durée d'élevage, aliment) est satisfaisant (99,1 %), notamment lorsque les durées d'élevage sont courtes. Autrement, le taux d'alimentation doit être réajusté. Toutefois, le modèle n'intègre pas explicitement une fonction de la température d'élevage puisqu'elle est constante et relativement proche de l'optimum physiologique des alevins de perche (Hokanson 1977). Des études ultérieures permettraient d'établir ce modèle pour d'autres niveaux de température, notamment entre 15 et 20 °C d'une part, et entre 26 et 32 °C d'autre part. L'influence de la température pourrait être appréciée et intégrée dans un modèle plus global ce qui limiterait moins la portée des prévisions aux seules valeurs de température étudiées au cours de ce travail. Enfin, des données acquises ultérieurement permettraient d'ajuster et de valider le modèle.

Il n'est pas établi de modèle pour les alevins nourris avec *Artemia* car leur ration n'est pas quantifiée. Des difficultés de maintien de stocks importants d'*Artemia* ayant été rencontrées, leur appétit n'a pas pu être entièrement satisfait. L'activité de ces proies vivantes dans l'eau d'élevage favorise leur capture. Leur grande digestibilité et leur teneur en eau sont des éléments pouvant expliquer l'appétit permanent et vorace des perches. Une sous-alimentation éventuelle n'est donc pas exclue. L'adéquation de ce zooplancton comme unique ressource alimentaire peut être mise en doute puisque, la pente de la régression Longueur-Masse a baissé de 3,5 à 2,7 entre J48 et J65. Des durées d'élevage plus longues avec *Artemia* permettraient l'acquisition de données suffisantes.

5. Conclusion.

La présente étude montre qu'il est possible de produire des juvéniles de perche de 8,5 g en 4 mois d'élevage avec une survie de 75 %, en passant d'une alimentation avec *Artemia* à un

aliment artificiel L, dont les résultats sont meilleurs que ceux de l'aliment N. L'effet de dominance des grandes perches par rapport aux petites élevées dans la même enceinte est démontrée par la très grande variabilité des tailles. L'appartenance antérieure des lots de perche à des catégories de faible ou de forte croissance n'influence pas leur vitesse de croissance, dès lors que ces groupes sont élevés séparément. La croissance maximale des juvéniles semble être obtenue à des températures variant entre 21 et 25 °C. Une température d'élevage des perches de 21 °C est proposée. La vitesse de croissance en masse des perches est une régression multiple de la masse corporelle et du quotient nutritif de l'aliment utilisé. Le cannibalisme n'apparaît pas au cours des élevages de ce poisson carnassier. Des perches d'au moins 150 g de masse moyenne peuvent être produites en 15 mois d'élevage. Une étude des besoins énergétiques et nutritionnels est nécessaire et peut permettre de limiter l'accumulation du tissu adipeux périveriscéral. Des essais de production à échelle industrielle doivent être conduits afin de confirmer ces résultats expérimentaux. Ils devront déboucher sur une étude économique et financière de la filière Perche.

Discussion générale et conclusion.

DISCUSSION GENERALE ET CONCLUSION.

L'objectif initial est d'explorer les potentialités de production intensive de la perche, en définissant tout ou partie des différentes étapes nécessaires. Les travaux portent sur le développement larvaire et la zootechnie. Les principaux résultats déterminent l'intérêt éventuel de l'espèce pour l'élevage intensif. Les différentes phases sont évoquées successivement.

1. Disponibilité de larves de bonne qualité.

Tout au long de cette étude, les taux d'éclosion d'embryons de perche sont élevés (> 87 %). Les larves ne présentent pas de malformations particulières et les mortalités larvaires et post larvaires ne sont pas massives. Ceci montre le haut niveau de viabilité des embryons récoltés en étangs piscicoles. Ces résultats sont comparables à ceux généralement signalés dans la littérature (Treasurer 1983, Zeh et *al.* 1989). Actuellement, les effectifs de larves de perche ne constituent pas un obstacle au développement de la perculture. Mais, la disponibilité de plus grandes quantités de larves de bonne qualité est nécessaire si l'on envisage une production industrielle de perches. La qualité des larves dépend de facteurs intrinsèques (parents) et extrinsèques (environnement pendant la vie embryonnaire). Les embryons sont soumis aux aléas de l'environnement de leur milieu. Dans la perspective d'un élevage intensif, la récolte d'oeufs naturels peut se révéler insuffisante et poser des contraintes pour exploiter des enceintes d'élevage au cours de l'ensemble du cycle annuel.

Le contrôle de facteurs intrinsèques implique une connaissance et une bonne gestion des stocks de géniteurs. Une reproduction semi-naturelle semble nécessaire. Elle consiste en premier lieu, à sélectionner les géniteurs. Il existe une faible variabilité génétique entre les souches de perches (Billington 1993, Heldstab et Katoh 1995). Toutefois, il est indispensable de constituer à partir des spécimens à forte vitesse de croissance (Le Cren 1995, Shatunovsky et Makarova 1995) un stock de juvéniles triés en fonction de leur bonne conformation destiné à être élevé pour la production de géniteurs. La pureté de leur souche doit être préservée.

Les facteurs extrinsèques sont essentiellement ceux de l'environnement. Des conditions favorables à la reproduction naturelle des perches doivent être reconstituées en bassins ou en structures hors sol. Leur maîtrise implique un contrôle des conditions d'incubation (température, oxygène, ammoniac) et du rythme de développement embryonnaire. Le taux d'éclosion et la viabilité des larves (vigueur des larves, taux de malformation, état de la vessie natatoire) permettent d'apprécier la qualité de la vie embryonnaire.

Afin de réaliser plus d'un cycle annuel de reproduction, des programmes photopériodiques, thermopériodiques et d'éclairage peuvent contribuer au décalage de la période de reproduction (Tamazouzt *et al.* 1994). La perchaude répond favorablement aux différentes manipulations biotechnologiques visant à maîtriser la reproduction ou à

influencer la vitesse de croissance : manipulation chromosomique par choc thermique ou par pression hydrostatique (Malison *et al.* 1993) et hormonale (Best 1981, Goetz *et al.* 1989, Ciereszko *et al.* 1993, Ciereszko et Dabrowski 1993, Dabrowski *et al.* 1994). Il est possible que ce soit le cas avec la perche commune. Avant toute conclusion, des études s'imposent. L'incubation en milieu contrôlé doit fournir à l'instar des résultats de cette étude, des taux d'éclosion élevés (> 90 %).

2. Développement larvaire.

D'une façon générale, la littérature relate plusieurs études ponctuelles de différents organes de la perche ou de poisson téléostéen, à un stade de développement donné (Iwai 1968, Iwai et Tanaka 1968, Bergot 1979, Noaillac-Depeyre et Gas 1979, Craig 1987). Les informations concernant le développement larvaire de la perche ne sont pas nombreuses (Chevey 1925, Dabrowski 1991). Notre travail présente l'évolution des structures de différents organes chez la perche pendant la vie larvaire, en précisant l'âge ou la taille des changements et leurs implications pour la perche culture.

Oeil.

L'apparition des doublets de cône intervient à 15 mm de longueur et celle des bâtonnets à la fin de la métamorphose des perches Guma'a (1982). Ahlbert (1973) signale les cellules en bâtonnet dès l'âge de deux jours. Nos observations confirment qu'à l'éclosion, la rétine de la larve de perche est de type pur cône. Le cristallin est gros, la cornée épaisse. Son amincissement commence avec le début de la résorption vitelline, (soit à l'âge de deux jours). Jusqu'à l'âge d'une semaine, le cristallin est encore en contact avec la cornée. Les doublets de cône apparaissent dès l'âge de trois semaines, soit environ à la même taille que celle citée par Guma'a (1982). Les bâtonnets sont observés dès l'âge de 33 jours, soit à 20 mm. La vision des larves de perche est faible.

Branchies.

Les études antérieures soulignent la relation croissante entre la surface branchiale totale et la taille des perches (Chevey 1925, Craig 1987). Notre étude montre qu'à l'éclosion, les branchies sont constituées d'une simple baguette cartilagineuse et son rôle dans l'oxygénation du sang est réduit. La respiration est essentiellement cutanée jusqu'à l'âge d'une semaine où les premiers bourgeons de filaments branchiaux apparaissent. A l'âge de 14 jours, la présence de nombreux bourgeons, et de 3 à 4 lamelles branchiales secondaires, indique un développement qui est plus avancé. Les fonctions respiratoires, d'osmorégulation et d'excrétion, de la branchie peuvent être alors effectuées avec plus d'efficacité. Ce stade "14 jours" correspond à celui de la résorption complète du vitellus,

donc de la fin de la vie larvaire. Avant, la perche ne possède pas un équipement branchial efficace.

Reins.

La littérature présente l'organisation des reins chez la perche métamorphosée ou adulte (Craig 1987). Peu de travaux récents relatent son état à l'éclosion, ou son développement. La présente étude montre que le rein de la perche ne présente l'organisation et la fonctionnalité du rein adulte qu'à partir de la taille de 15 mm (J21). Pendant la vie larvaire, l'excrétion et l'hématopoïèse sont donc limitées.

Corde.

Cette étude précise que l'ossification commence à partir de la taille de 15 mm (J21).

Appareil digestif.

La littérature signale la présence d'organes tels que la cavité buccale, les dents, l'oesophage, l'estomac, le foie et la vessie gazeuse à la fin de la phase prolarvaire (Craig 1987). Notre travail précise que la bouche et l'anus sont ouverts dès l'éclosion. Dès J2, la vessie gazeuse est fonctionnelle. Le tube digestif, indifférencié et rectiligne à l'éclosion, présente dès J7, des distinctions morphologiques et forme une boucle complète à l'âge de 8-9 jours (8 mm). Le bourgeonnement de la région postérieure de l'intestin antérieur commence avec la fin de la vie larvaire (J14, 12 mm) et les coeca pyloriques sont présents et développés à J21 (15 mm). A l'âge de 7 jours, la fonction de stockage de lipides est mise en évidence dans le foie et le pancréas présente une structure mixte. Comme chez la plupart des larves de Téléostéens, jusqu'à cet âge, la digestion se fait essentiellement dans l'intestin postérieur (Iwai et Tanaka 1968).

3. Etude zootechnique

Les contraintes et les avantages de l'utilisation d'aliment artificiel ou de proies vivantes pour nourrir les larves de perche sont discutés sur la base d'informations recueillies à l'issue de l'étude du développement. Les phases de sevrage et de croissance des perches sevrées sont intégrées dans un cadre global de synthèse et de complémentarité des systèmes de production.

Tableau XXXVIII : Synthèse des phases d'élevage larvaire et d'initiation à l'aliment artificiel.

Age (jours)	0	2	8 - 9	14	21	35
Ontogénèse	éclosion	début de résorption vitelline ; remplissage de la vessie gazeuse.	intestin en forme de boucle ; apparition de lamelles branchiales II.	résorption complète de la vésicule vitelline	début d'ossification du squelette ; apparition des 3 coeca pyloriques développés et fonctionnels ; doublets de cône dans la rétine ; reins fonctionnels.	métamorphose complète ; rétine contenant des cônes simples, des doublets de cônes et des bâtonnets.
Stade de développement	prolarve	larve			alevin 1	alevin 2
Phase d'élevage	élevage larvaire				pré-sevrage	sevrage

CHOIX
 - de l'aliment
 - de l'âge du 1er nourrissage
 - de la fréquence d'alimentation
 - des structures d'élevage
 - des conditions d'élevage (t°, densité, recyclage ou non de l'eau)

amélioration de la digestion : stomacale et intestinale ; respiration branchiale.

LT = 12 mm, W = 12 mg et 85,3 % de survie à J14 : pour des larves nourries avec *Artemia* après un jeûne préalable de 2 jours.

possible réussite de l'initiation des perches à l'acceptation de l'aliment artificiel ; choix du moment de sevrage.

période nécessitant une alimentation riche en calcium et autres éléments minéraux ; amélioration de la vision ; acceptation possible de l'aliment artificiel.

survie variant entre 83,6 % et 96,8 % pour des perches de taille comprise entre 15 et 40 mm ; TCS variant entre 4,8 et 6,4 %/j.

survie de 20 % et TCS variant entre 6 et 11 %/j

3.1. Elevage larvaire et phase de pré-sevrage.

L'acceptation de l'aliment artificiel par les larves de perche est peu relatée dans la littérature. Après deux semaines d'élevage, les larves atteignent une longueur de 8,4 mm et ne pèsent que 2,6 mg avec des survies moyennes variant de 11 % à 25 % (Tamazouzt 1995). Les résultats de notre travail confortent ceux généralement rencontrés dans la littérature (Best 1981, Awaïss *et al.* 1992, Kestemont *et al.*, 1996) et indiquent un refus de l'aliment inerte par les larves (taux de survie ne dépassant pas 2 % et une longueur de 7,9 mm après 2 semaines).

L'assimilation de l'aliment artificiel n'est pas connue chez la larve de perche. De plus, l'âge ou le stade d'apparition et les facteurs déclenchant ou inhibant les sécrétions des différentes enzymes digestives sont mal connus. Les risques de pollution du milieu d'élevage sont toujours présents. Un aliment artificiel, pour être éventuellement accepté par les larves de perche, doit être conforme aux exigences de :

- goût. L'ajout d'attractants gustatifs et de probiotiques aux aliments artificiels fournit des résultats contrastés chez les poissons (Hofer 1985, Mackie et Mitchell 1985, Métailler et Hollocou 1991). Toutefois, cette voie peut être explorée ;

- structure. L'aliment ne doit pas se déliter facilement au contact de l'eau. Ceci est possible grâce au revêtement des microparticules d'un film ou manteau protecteur (Kanazawa 1986) ;

- odeur. Il y a lieu de reconnaître les molécules chimiques odorantes des organismes zooplanctoniques consommés par les larves et de les incorporer aux aliments artificiels;

- fréquence optimale de distribution. La pollution de l'eau par l'aliment non ingéré risque de constituer un facteur limitant une fréquence élevée. De plus, celle-ci entraîne un colmatage des crépines, même en circuit ouvert.

Le rein étant réduit pendant la phase larvaire à un glomérule pronéphritique, ses fonctions excrétoire et hématopoïétique sont faibles. A défaut de filaments branchiaux, la respiration larvaire est essentiellement cutanée. Le faible développement du rein et des branchies impose une très bonne qualité de l'eau. L'ammoniaque de l'eau d'élevage pourrait engendrer plus facilement des lésions au niveau de l'épithélium branchial des larves. La respiration peut être perturbée lorsque la teneur de l'eau en oxygène est insuffisante puisque le volume du sang est réduit. La qualité de l'eau en termes de teneurs en produits azotés dissous, teneur en oxygène et matières en suspension constitue donc un facteur déterminant au cours de cette phase. Au stade actuel des connaissances, l'aliment artificiel ne semble pas du tout indiqué pour la vie larvaire des perches.

La littérature suggère une production de larves et d'alevins de perche en étangs fertilisés (West et Leonard 1978, Heidinger et Kayes 1986, Kestemont *et al.* 1995b). Awaïss *et al.* 1992 proposent l'élevage des larves de perche avec des Rotifères. Hinshaw

(1985) montre que dans certaines conditions d'éclairement et de contraste, les nauplii d'*Artemia* peuvent constituer une nourriture pour les larves de perchaude avec une survie de 45 %. La présente étude démontre qu'il est possible d'élever les larves de perche fluviatile avec les nauplii d'*Artemia* avec une survie de 85,3 % et une croissance significative des larves à J14 (Longueur = 12 mm, masse = 12 mg ; tableau XXXVIII et fig. 24). De plus, des taux significatifs d'acceptation des nauplii par les larves de perche (17,5 % chez les larves 'prématurées' (Lp) et 70,8 % chez les 'retardataires' (Lr)) s'observent deux jours après l'éclosion de masse. Par conséquent, de très bons rendements peuvent s'obtenir lorsqu'on utilise *Artemia* pour élever intensément les larves de perche, en respectant une durée de jeûne préalable de deux jours et en assurant des conditions d'éclairement, de contraste nauplii - paroi des bacs et de densité des larves (11 larves.l⁻¹).

Les résultats obtenus en milieu d'élevage sont tributaires du comportement trophique des larves. Malgré leur faible vision au stade larvaire (Ahlbert 1973, Guma'a 1982, présente étude), les perches s'alimentent de nauplii d'*Artemia* dès l'âge de 2 jours. La vision n'est pas le seul facteur qui intervient dans le déclenchement du processus de prise de nourriture à ce stade. La densité des proies en est un autre. Des densités élevées de proies vivantes induisent des vibrations dues à leurs activités dans l'eau qui facilitent leur repérage par les larves, même si leur vision est faible (Jacobs 1978, Dabrowski 1982). Lorsque l'aliment distribué est inerte (aliment artificiel ou naturel congelé), les particules sont soumises à de très brefs mouvements dans l'eau jusqu'à ce qu'elles se déposent au fond du bac d'élevage ou flottent en surface. Il est difficile de transmettre aux particules alimentaires, un mouvement au moyen d'une forte aération par bullage, sans perturber les larves, car elles ne supportent pas un fort courant. Elles risquent aussi de développer la maladie des bulles gazeuses (Hussenot et Leclercq 1987).

Les exigences de taille des proies, d'intensité lumineuse et de contraste proies - enceintes d'élevage, sont essentielles (Vlavanou *et al.* 1996a,b). Un jeûne de 48 heures après l'éclosion, est favorable aux larves puisqu'il leur permet d'éliminer le stress des manipulations d'installation, le risque de dépenses énergétiques liées à l'apprentissage de la chasse ou le dépôt de proies non ingérées. L'utilisation de bacs équipés de lampes immergées dans le milieu d'élevage peut améliorer la prise de nourriture par les larves en les rapprochant des proies. Les larves de perchaude sont en effet, phototaxiques jusqu'à la taille de 50 mm (Manci *et al.* 1983).

Le présent travail met en lumière l'adéquation des nauplii d'*Artemia* comme première nourriture des larves de perches. Mais un élevage larvaire, dont l'alimentation est basée sur une seule proie vivante, présente le risque d'une mortalité élevée (Yasunaga 1975). Toutefois, pendant la vie larvaire, des mortalités massives ne sont pas constatées avec un nourrissage exclusif avec *Artemia* vivant jusqu'à l'âge de 6 semaines (Vlavanou *et al.* 1996a,b). Des possibilités d'enrichissement d'*Artemia* avec des concentrés protéiques et lipidiques existent et doivent compenser d'éventuelles déficiences nutritionnelles. *Artemia* constitue une proie bien indiquée pour une production intensive des larves. Une teneur

élevée des nauplii d'*Artemia* en acides gras polyinsaturés ne produit pas des résultats significativement meilleurs en termes de survie ou de croissance bien que ces acides gras (séries n-3 et n-6) soient reconnus importants pour les poissons d'eau douce (Bell *et al.* 1985). Le critère de choix de la souche de cystes d'*Artemia* est donc celui du calibre.

Dans le milieu naturel, au stade larvaire, les perches s'alimentent avec une large gamme de zooplancton. La culture à grande échelle du Rotifère *Brachionus calyciflorus* P. est possible (Awaiss *et al.* 1992). La distribution simultanée des deux organismes zooplanctoniques (Rotifère - *Artemia*) ou *Artemia* seul au cours de la phase larvaire, peut faire l'objet de tests comparatifs.

Enfin, il peut être envisagé une production naturelle aménagée des larves de perches consistant à assurer l'éclosion de rubans d'embryons dans un bassin (monoculture en étangs fertilisés). La fertilisation du milieu est synchronisée avec le développement post embryonnaire pour induire un 'bloom' zooplanctonique de calibre conforme à la taille de l'ouverture buccale de la larve en développement. Après six semaines d'alimentation naturelle, les perches sont pêchées pour subir leur transition vers l'aliment artificiel (Brown et Dabrowski 1995). Dans les sites de production extensive en Lorraine, les embryons de perche incubent dans des bouteilles de Zoug ; les larves sont introduites dans les bassins fertilisés (fig. 24 ; Masson, comm. pers.).

La phase de pré-sevrage des perches écloses en captivité et nourries en structures hors sol, commence à partir de la résorption complète du vitellus, soit dès l'âge de 14 jours pour la présente étude (tableau XXXVIII). A ce stade, le développement des organes vitaux se précise. L'apparition de bourgeons qui donneront les trois coeca pyloriques, indiquent une amélioration sensible de la digestion. L'équipement enzymatique digestif se met en place puisque le poisson doit vivre grâce à une alimentation strictement exogène. Les filaments branchiaux se multiplient et le rein prend la structure adulte. La vision s'améliore avec la formation de doublets de cônes et l'apparition de bâtonnets. Cette phase peut être celle de la préparation ou de la mise en condition des perches pour le sevrage. L'aliment artificiel peut être accepté dès lors qu'il est perçu comme tel, et que les propriétés précédemment énumérées sont réunies. Le circuit ouvert permet un mouvement de l'eau tout en assurant une bonne qualité de l'eau.

3.2. Sevrage des perches.

L'élevage intensif des perches en structures hors sol avec une alimentation naturelle jusqu'à la métamorphose complète est très coûteuse. Le sevrage est donc une étape indispensable qui doit être accomplie le plus tôt que possible. Best (1981) signale que la taille minimale pour le sevrage des perchaudes est de 16 mm. Malison et Held (1992) n'enregistrent pas de différence significative de performances de sevrage pour des perchaudes de taille 16,9 - 32,5 et 42,6 mm. Kestemont *et al.* (1995a) n'obtiennent au bout de 4 jours de sevrage des perches fluviatiles (de masse variant entre 5 et 110 mg) qu'un

Figure 24 : Synthèse et complémentarité des systèmes de production de perche.

Age* (semaines)	Elevage intensif	Elevage mixte (extensif puis intensif)		Elevage extensif
		Récolte de rubans	Récolte de rubans	
	Incubation hors sol	Monoculture en étangs fertilisés	Incubation in situ**	Polyculture en étangs
0	Elevage hors sol			
2	larve : WI = 0,002 g Protée vivantes : <i>Artemia</i> Rotifères : circuit ouvert ou semi-ouvert 23 °C ;			
4				
6	alevin 1 : WI = 0,1 g			
6	Sevrage : WI = 0,1 g			
9	Aliment artificiel	alevin 2		
9	23 °C ; durée = 2-4 s	vidange de l'eau ; WI = 0,3 g		
10	WI = 0,3 g	Sevrage : WI = 0,3 g		
10	alevin 2 : WI = 0,3 g	Aliment artificiel pour Salmonidés.		
13	23 °C	Circuit ouvert ou semi-ouvert ;		
13	aliment artificiel pour Salmonidés	23 °C ; durée = 2-4 semaines		
13	Circuit ouvert, ou fermé avec recyclage	alevin 2 : WI = 0,6 g		
22		WI = 0,6 g		
26	WI = 25 g	alevin 2 juvénile		
26	WI = 25 g		durée = 26 s (6 mois)	
29		Juvénile : WI = 25 g	vidange d'automne	
29			WI = 3-4 g	
29		Juvénile : WI = 25 g	Sevrage : durée = 2-4 s	
30				production extensive
30			WI = 4 g	
30			WI = 4 g	alimentation naturelle
40	Juvéniles : durée = 10-14 s			
40	Circuit ouvert ou fermé avec recyclage de l'eau ;			
40	WI = 62 g			
43	23 °C	WI = 62 g		
43	Circuit ouvert, ou fermé avec recyclage	durée = 10-24 s WI = 62 g		
50	WI = 150 g	23 °C		
64			WI = 62 g	
64		WI = 150 g		
67				
67			WI = 150 g	
74				
78				
82				
82				
96				
120	Mise en marché (consommation)			
210				
			durée = 78 s (18 mois)	
			vidange d'automne	
			WI = 25 g	
			Stockage, mise en marché, remplissage, repeuplement	
			Sevrage : durée = 2-4 s	
			WI = 25 g	
			WI = 25 g	
			WI = 62 g	
			WI = 62 g	
			WI = 62 g	
			WI = 150 g	
			durée = 210 s (4 années)	
			Vidange ; WI = 150 g	

Les modalités exprimées dans la colonne de gauche ne sont pas répétées ensuite, lorsqu'elles sont similaires.

* L'échelle de temps n'est pas linéaire de manière à développer les informations liées aux jeunes stades.

** : les rubans peuvent être déposés directement dans les bassins ; WI et WF désignent respectivement les masses initiales et finales des perches.

larve : âge < 15 j ou LT < 15 mm ; alevin 1 : 15 mm < LT < 25 mm.

alevin 2 : 25 mm < LT < 40 mm ; juvénile : LT > 40 mm.

taux de survie maximal de 48,8 %. Nos travaux montrent que lorsqu'il s'agit de perches venant juste de résorber leur vitellus (J14), l'acceptation de l'aliment artificiel est possible. Une survie moyenne de 20 % et une croissance significative (TCS variant entre 6 et 11 %. j^{-1}) peuvent être obtenues à l'issue de 14 jours de sevrage. Les résultats de cette étude, indiquent que le sevrage peut être pratiqué efficacement avant la métamorphose complète de la perche. A partir de 16 mm de longueur moyenne, il s'accomplit en 14 jours avec un taux de survie et une croissance remarquables (survie supérieure à 83,6 %, TCS de 5 %. j^{-1} pour les alevins 2).

Chez la perchaude, le tube digestif présente l'apparence de celui de l'adulte à partir d'une masse corporelle de 100 mg et on observe l'apparition des coeca pyloriques à 14-16 mm (Dabrowski *et al.* 1991). Notre travail met en lumière le stade du début de formation des appendices pyloriques (bourgeonnement de la région postérieure de l'intestin antérieur) chez la perche fluviatile à J14. Ces structures sont bien formées à J21. Cet âge coïncide avec le début d'ossification du squelette d'où, un besoin accru en éléments minéraux ; de plus, les branchies sont bien développées, le rein présente une structure mésonéphrotique, la vision s'affine, le foie contient d'importantes réserves lipidiques. Dans nos conditions expérimentales, la perche juvénile mesure environ 15 mm. Avant cette taille, le sevrage paraît très risqué. A partir de ce stade de développement, le sevrage s'accomplit avec un taux de réussite élevé à certaines conditions :

- L'état sanitaire initial des perches doit être satisfaisant. Cette condition n'est malheureusement pas totalement contrôlable dans le cas de perchettes produites en milieu fertilisé et transférées en structures hors sol pour être sevrées. Certaines précautions sont requises. Les conditions de pêche méritent une attention particulière. Les manipulations doivent être exécutées avec toute la délicatesse requise. Les perches doivent subir une désinfection préventive et un calibrage afin de réduire les risques d'agression. La fréquence d'alimentation et la densité optimales des perches restent toutefois à étudier. Nos résultats montrent qu'à l'âge de six mois (70 - 75 mm de longueur moyenne), la survie à l'issue du sevrage des perchettes est maximale (> 98,6 %). Au-delà de 100 mm, la survie des perches est de 78,7 %.

- La température de l'eau appartient à la gamme 21-23 °C. De plus faibles températures ne sont pas favorables à une intense consommation de l'aliment. Nos résultats indiquent une survie moyenne de 17,9 % à 19,5 °C, sans une phase d'acclimatation préalable. De fortes températures (25 °C) n'améliorent pas significativement les performances du sevrage.

- L'eau doit être de bonne qualité. Un circuit ouvert est préférable.

Le protocole expérimental adopté lors des différents tests de sevrage conduit les perches à consommer l'aliment artificiel. Le sacrifice des perches pour vérifier la prise et le taux d'acceptation n'a pas été jugé utile, car les résultats étaient probants. Ce sacrifice pourrait tout de même être employé pour juger immédiatement de l'effet bénéfique ou non de facteurs considérés comme favorables (appétance par ex.). Au cours de ce travail, la

durée de sevrage est plus longue que les 4 jours cités parfois dans la littérature (Kestemont *et al.* 1995a). Cette durée permet d'identifier les perches qui refusent l'aliment et de constater le comportement à moyen terme des perches. Au cours de la croissance post sevrage, on n'observe pas d'importantes mortalités pouvant traduire les effets d'un refus prolongé d'alimentation de la part de certains poissons qu'ils proviennent de nos élevages larvaires ou de systèmes intensifs. L'action séparée d'un jeûne préalable des perches (durée de la phase d'acclimatation), ou de la hausse de la température de l'eau pour induire une réaction agressive des poissons face à l'aliment au début de sa distribution, sur les performances de sevrage, doit être recherchée.

3.3. Croissance des perches sevrées.

La perche est consommée dans certaines régions sous formes de fritures (Tamazouzt *et al.* 1994). Le stade de 25 g peut constituer un objectif de production pour satisfaire cette demande ou pour approvisionner les filières de grossissement des perches. La durée de cette phase dépend de la taille des perches en début de sevrage et de leur origine (élevage hors sol, milieu extensif). Le modèle de croissance établi au cours de cette étude, permet de prédire, sur la base de la table d'alimentation des Salmonidés, que ce stade de 25 g est atteint à l'âge de 21 semaines (fig. 24 ; 2 semaines de sevrage dès l'âge de 3 semaines et nourrissage avec l'aliment artificiel pendant 16 semaines).

La perche est souvent transformée en filets à partir de 150 g (Tamazouzt *et al.* 1994). Ce stade peut constituer un autre objectif de production. A l'instar du pré-grossissement, le déroulement de cette phase n'impose pas de contraintes particulières. Le stade 150 g peut être prédit à l'aide du même modèle de croissance à partir de perches de 25 g. Il leur faut 30 semaines pour atteindre le stade commercialisable : 4 semaines pour passer de 25 g à 40 g et 26 semaines pour atteindre 150 g (fig. 24).

Ces objectifs de production (25 g et 150 g ou tout autre stade) peuvent être prédits à partir d'alevins ou de juvéniles produits extensivement puis sevrés (fig. 24).

Les charges optimales doivent être recherchées en fonction des structures d'élevage et des stades de développement. D'une façon globale, la formulation de l'aliment optimal des perchaudes est similaire à celle destinée aux Salmonidés (Brown *et al.* 1995). Mais des besoins spécifiques de la perche demeurent encore inconnus. La formulation d'un aliment pour les perches à partir de l'aliment utilisé actuellement peut être envisagée ainsi que la mise au point d'une table d'alimentation. La digestibilité de différents ingrédients essentiels et l'excrétion azotée doivent être étudiées chez la perche. L'étude de la nutrition des perches peut permettre de mieux contrôler l'accumulation de matières grasses périviscérales de la perche même si elle ne constitue pas un phénomène marginal parmi les espèces d'élevage.

4. Pathologie en milieu d'élevage.

Peu de problèmes pathologiques sont rencontrés au cours de nos élevages. L'état général initial satisfaisant des poissons, la bonne qualité de l'eau, assurée par un renouvellement continu et un siphonnage quotidien des dépôts, les faibles charges d'élevage, et les désinfections préventives sont autant de facteurs qui maintiennent les perches en bonne santé. Toutefois, d'après la littérature, certaines bactéries sont responsables de mortalités massives au cours de l'élevage des perches. La plus commune est *Aeromonas* sp qui peut agir seule ou en association avec *Heteropolaria* sp (Grignard *et al.* 1995). Les variations de température associées aux lésions cutanées favorisent le développement des mycoses. Une érosion cutanée de la base et de la nageoire caudale est décrite ainsi que d'importants amas mycéliens d'aspect duveteux opalescent (Vlavonou 1991). La présence de *Trichodina* sp dans les branchies, de *Pasteurella* et de *Vibrio* sp est aussi signalée dans cette étude. Une espèce non identifiée de *Saprolegnia* sp est observée sur des juvéniles et adultes de perches sevrées (Grignard *et al.* 1995) alors que six genres de la famille des *Saprolegniaceae* sont répertoriés chez les perches du milieu naturel (Bucke *et al.* 1979 in Grignard *et al.* 1995).

5. Synthèse (conclusion).

La perche peut faire l'objet d'une exploitation extensive ou intensive, en monoculture ou en polyculture, en cages flottantes (Tamazouzt *et al.* 1993), en structures hors sol : bassins ou bacs (fig. 24). Il est possible de produire à partir des larves, des perches de plus de 150 g de masse moyenne, en 15 mois d'élevage, à une température constante dans l'intervalle 21-23 °C. L'intégration de la production intensive est possible à différents niveaux de la filière Perche, sans modification majeure des pratiques culturelles traditionnelles en étang (fig. 24). Chaque niveau, bien que dépendant du précédent, constitue une unité à part entière. La filière Perche se présente sous forme d'unités indépendantes. Le producteur peut la réaliser dans sa totalité, ou en choisissant les modules qui l'intéressent. Lorsque la perche est nourrie avec de l'aliment artificiel, sa vitesse de croissance en masse présente la même allure, quel que soit son stade de développement. Une longue période d'alimentation avec des proies vivantes (un sevrage tardif) n'augmente pas la vitesse de croissance ultérieure des perches lorsqu'elles sont soumises à l'aliment artificiel. Il est donc préférable de les sevrer assez tôt (J21 - J35) afin de s'affranchir des contraintes d'approvisionnement en proies vivantes lorsque l'élevage est intensif. La production extensive représente une autre alternative pour disposer de perches à des échéances variables et réduire la durée du cycle d'élevage. Dès lors, le producteur peut mieux gérer ses stocks de perche par des prévisions de croissance effectuées au moyen du modèle de croissance établi.

La perspective d'un élevage de perches pose le problème de l'alimentation en eau dont la bonne qualité est indispensable. Afin d'assurer une bonne croissance des perches tout au long de l'année, la température de l'eau disponible devient un facteur déterminant. Les eaux géothermiques peuvent être utilisées telles quelles ou diluées avec des eaux de surface. L'eau peut être réchauffée en hiver ou en période froide, mais les coûts engendrés risquent d'être prohibitifs. La qualité des rejets doit être contrôlée, notamment en termes de DBO, d'ammoniaque, de phosphates et de phosphore total. Le coût engendré doit être intégré dans celui de la production. La rentabilité d'une filière de production de perche dépend étroitement de la gestion des calories de l'eau. La minimisation des coûts de production est un préalable indispensable.

La periculture se présente comme une voie de diversification des activités piscicoles. Elle pourrait apporter des revenus substantiels aux producteurs. Mais sa viabilité dépend aussi des transformations possibles de ce poisson noble, dont la promotion doit être vigoureuse. Il faudrait renforcer le marché dans les secteurs géographiques de consommation traditionnelle, mais aussi dans les régions où elle est faiblement ou pas du tout consommée. La concurrence pourrait provenir de l'évolution des captures par pêche dans les milieux naturels en France, en Suisse, en Scandinavie et en Europe de l'Est. Les rendements de filetage, la prévision de modes de régulation de la production pour éviter la surproduction, les circuits de commercialisation sont des aspects qui méritent autant d'attention que ceux de la phase de production du poisson. Autrement, l'espoir et l'engouement suscités actuellement par le développement de cette nouvelle filière, s'évaporerait très rapidement et le risque serait grand pour que la periculture connaisse le même sort que la production intensive de carpe ou du bar.

Références bibliographiques.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ABI-AYAD A., P. KESTEMONT, 1994. Comparison of the nutritional status of goldfish (*Carassius auratus*) larvae fed with live, mixed or dry diet. *Aquaculture*, **128** : 163-176.
- AFNOR (Association Française de Normalisation), 1990. Eaux. Méthodes d'essais. 4ème éd. 735 p. AFNOR : Paris.
- AHLBERT I.B., 1973. Ontogeny of double cones in the retina of perch fry (*Perca fluviatilis*, Teleostei). *Acta Zool.*, **54** : 241-254.
- ALCARAZ G., S. ESPINA, 1994. Effect of nitrite on the survival of grass carp, *Ctenopharyngodon idella* (Val.) with relation to chloride. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, **52** : 74-79.
- AL-HUSSAINI A.H., 1949. On the functional morphology of the alimentary tract of some fish in relation to differences in their feeding habits : anatomy and histology. *Quarterly J. Microsc. Sci.*, **90** (2) : 109-142.
- ALLIOT E., 1979. Enzymologie digestive. III. Evolution de quelques activités digestives au cours du développement larvaire des téléostéens, pp 79-87. In : FONTAINE M. (Ed.). Nutrition des poissons. *Actes du Colloque C.N.E.R.N.A.* CNRS : Paris, 1981.
- ALM G., 1946. Reasons for the occurrence of stunted fish population with special regard to the perch. *Rep. Swed. St. Inst. Freshw. Res. Drott.*, **35** : 146 p.
- ANDERSEN N.G., N.S. ALSTED, 1991. Growth and body composition of turbot (*Scophthalmus maximus* L.) in relation to different lipid/protein ratios in the diet, pp 479-491. In : KAUSHIK S. J., P. LUQUET (Eds). Fish nutrition in practice. INRA : Paris, 1993. (Les Colloques ; 61)
- ANDERSON B.G., D.L. MITCHUM, 1974. Atlas of trout histology. *Wyoming Game & Fish Department Bull.*, (13) : 110 p.
- APHA (American Public Health Association), AWWA (American Water Works Association), WPCF (Water Pollution Control Federation), 1976. Standard methods for the examination of water and wastewater. 14th ed.. 1193 p. APHA : Washington.
- ASH R., 1985. Protein digestion and absorption, pp 69-93. In : COWEY C.B., A.M. MACKIE, J.G. BELL (Eds). Nutrition and feeding in fish. Academic Press : London.
- AYLES G. B., BERNARD D., HENDZEL M., 1979. Genetic differences in lipid and dry matter content between strains of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) and their hybrids. *Aquaculture*, **18** : 253-262.
- AWAISS A., P. KESTEMONT, J.C. MICHA, 1992. Nutritional suitability of the rotifers, *Brachionus calyciflorus* Pallas for rearing freshwater fish larvae. *J. Appl. Ichtyol.*, **8** : 263-270.
- BAER J.G., 1958. Anatomie comparée des Vertébrés. 206 p. Ed. du Griffon : Neuchâtel, Suisse.

- BAILLARGEON G., 1989. Probabilités, statistique et techniques de régression. 631 p. Ed. SMG : Trois-Rivières, Québec.
- BARNABE G., 1986. L'élevage du loup et de la daurade, pp 627-666. *In* : BARNABE G. (Coord.). Aquaculture. Vol. 2. Lavoisier : Paris.
- BARNABE G., 1991. Bases biologiques de l'aquaculture des poissons, pp 271-449. *In* : BARNABE G., (Coord.). Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. Lavoisier : Paris.
- BATTAGLENE S.C., S. MCBRIDE, R.B. TALBOT, 1994. Swim bladder inflation in larvae of cultured sand whiting, *Sillago ciliata* Cuvier (Sillaginidae). *Aquaculture*, **128** : 177-192.
- BAUERMEISTER A.E.M., B.T.S. PIRIE, J.R. SARGENT, 1979. An electron microscopic study of lipid absorption in the pyloric caeca of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) fed wax ester-rich zooplankton. *Cell Tissue Res.*, **200** : 475 - 486.
- BEAUMONT A., P. CASSIER, 1987. Biologie animale. Les Cordés, anatomie comparée des Vertébrés. 6ème éd. 648 p. Dunod : Paris.
- BEDIER E., B. CHATAIN, D. COVES, M. WEPPE, 1984. Contribution à la production intensive de juvéniles de dorade *Sparus auratus*, pp 223-236. *In* : BARNABE G., R. BILLARD (Eds). L'aquaculture du bar et des sparidés. INRA : Paris.
- BEIN R., G. RIBI, 1994. Effects of larval density and salinity on the development of perch larvae (*Perca fluviatilis* L.). *Aquat. Sci.*, **56** (2) : 97-105.
- BELL M.V., R.J. HENDERSON, B.J.S. PIRIE, J.R. SARGENT, 1985. Growth, gill structure and fatty acid composition of phospholipids in the turbot (*Scophthalmus maximus*) in relation to dietary polyunsaturated fatty acid deficiencies, pp 365-369. *In* : COWEY C.B., A.M. MACKIE, J.G. BELL (Eds). Nutrition and feeding in fish. Academic Press : London.
- BERGMAN E., 1991. Changes in abundance of two percids, *Perca fluviatilis* and *Gymnocephalus cernuus*, along a productivity gradient : relations to feeding strategies and competitive abilities. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **48** : 536-545.
- BERGOT P., 1979. Structure et fonctions des caeca pyloriques, pp 45-53. *In* : FONTAINE M. (Ed.). Nutrition des poissons. *Actes du Colloque C.N.E.R.N.A.* CNRS : Paris, 1981.
- BERGOT P., N. CHARLON, H. DURANTE, 1986. The effect of compound diets feeding on growth and survival of coregonid larvae. *Arch. Hydrobiol. Beih., Ergebn. Limnol.*, **22** : 265-272.
- BERTALANFFY L. von, 1938. A quantitative theory of organic growth. *Human Biol.*, **10** : 181-213.
- BEST C.D., 1981. Initiation of artificial feeding and the control of sex differentiation in yellow perch, *Perca flavescens*. 121 p. M.S. Thesis : Univ. Wisconsin, Madison (USA).
- BILLINGTON N., 1993. Genetic variation in Lake Erie yellow perch (*Perca flavescens*) demonstrated by mitochondrial DNA analysis. *J. Fish. Biol.*, **43** : 941-943.
- BLAXTER J.H.S., 1969. Development : eggs and larvae, pp 177-252. *In* : HOAR W. S., D. J. RANDALL (Eds). Fish Physiology. Vol. 3. Academic Press : London.

- BLAXTER J.H.S., 1988. Pattern and variety in development, pp 1-58. *In* : HOAR W.S., D.J. RANDALL (Eds). *Fish Physiology*. Vol. 11. Academic Press : London.
- BÖHLING P., R. HUDD, H. LEHTONEN, P. KARAS, E. NEUMAN, G. THORESSON, 1989. Variations in year-class strength of different perch (*Perca fluviatilis*) populations in the Baltic Sea with special reference to temperature and pollution. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **48** : 1181-1187.
- BONNET S., 1992. Production de juvéniles de perches (*Perca fluviatilis* L.) en étang à partir d'oeufs collectés dans le Léman. 46 p. Mém. M.S.T. : Prod. anim. : Univ. François Rabelais : Tours (Fr).
- BRAUM E., 1971. The egg and larval phase, pp 179-198. *In* : RICKER W. E. (Ed.). *Methods for assessment of fish production in fresh waters*. 2nd ed. Blackwell : Oxford. (IBP Handbook ; 3)
- BREMIGAN M.T, R.A. STEIN, 1994. Gape-dependent larval foraging and zooplankton size : implications for fish recruitment across systems. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **51** : 913-922.
- BRETT J.R, T.D.D. GROVES, 1979. Physiological energetics, pp 279-352. *In* : HOAR W.S., D.J. RANDALL, J.R.BRETT (Eds). *Fish Physiology*. Vol. 8. Academic Press : London.
- BRODY S., 1945. *Bioenergetics and growth*. 1023 p. Reinhold : New York.
- BROMLEY P., P.A. SYKES, 1985. Weaning diets for turbot (*Scophthalmus maximus* L.), sole (*Solea solea*) (L.) and cod (*Gadus morhua* L.), pp 191-211. *In* : COWEY C. B., A. M. MACKIE, J. G. BELL (Eds). *Nutrition and feeding in fish*. Academic Press : London.
- BROWN P., K. DABROWSKI, 1995. Zootechnical parameters, growth and cannibalism in mass propagation of yellow perch, pp 25-26. *In* : KESTEMONT P., K. DABROWSKI (Eds). *Workshop on aquaculture of Percids. First meeting of the European workgroup on aquaculture of Percids*. Vaasa (Finland), August 23-24, Short communications. Presses Universitaires de Namur.
- BROWN P., K. DABROWSKI, D. GARLING, 1995. Nutritional requirements and commercial diets for yellow perch, pp 42-43. *In* : KESTEMONT P., K. DABROWSKI (Eds). *Workshop on aquaculture of Percids. First meeting of the European workgroup on aquaculture of Percids*. Vaasa (Finland), August 23-24, Short communications. Presses Universitaires de Namur.
- BUNGISABO M., 1984. Le régime alimentaire de la perche fluviatile (*Perca fluviatilis* L.) et du brochet (*Esox lucius* L.). Observations réalisées dans le canal de l'Ourthe à Chanxhe-Poulseur (Belgique). *Cah. Ethol. Appl.*, **4** (4) : 261-270.
- CACHO O.J., U. HATCH, H. KINNUCAN, 1990. Bioeconomic analysis of fish growth : effects of dietary protein and ration size. *Aquaculture*, **88** : 223-238.
- CALBERT H.E., H.T. HUH, 1976. Culturing yellow perch under controlled environmental conditions for the upper midwest market. *Proc. World Maricult. Soc.*, **7** : 137-144.
- CARLANDER K.D., 1950. *Handbook of freshwater fisheries biology*. 281 p. Wm, C. Brown Co : Dubuque, Iowa.

- CASTELL J.D., R.O. SINNHUBER, J.H. WALES, J.D.LEE, 1972. Essential fatty acids in the diet of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) : growth, feed conversion and some gross deficiency symptoms. *J. Nutr.*, **102** : 77-86.
- CAUBERE J.L., 1984. Elevage du loup en grands volumes à faible ou moyenne densité, pp 305-310. *In* : BARNABE G., R. BILLARD (Eds). L'aquaculture du bar et des sparidés. INRA : Paris.
- CHARLON N., P. BERGOT, 1984. Rearing system for feeding fish larvae on dry diets. Trial with carp (*Cyprinus carpio* L.) larvae. *Aquaculture*, **41** : 1-9.
- CHAPMAN D.W., 1971. Production, pp 199-214. *In* : RICKER W. E. (Ed.). Methods for assessment of fish production in fresh waters. 2nd ed. Blackwell : Oxford.
- CHAPPAZ R., G. BRUN, G. OLIVARI, 1989. Contribution à l'étude du régime alimentaire, de la croissance et de la fécondité de la perche (*Perca fluviatilis* L.) dans un lac oligotrophe de région tempérée. *Rev. Sci. Eau*, **2** : 95-107.
- CHEVEY P., 1925. Recherches sur la perche et bar. Etude embryogénique, systématique et biogéographique des Percidés européens. *Bull. Biol. Fr. Belg.*, **59** : 147-292.
- CHODOROWSKA W., A. CHODOROWSKI, 1969. Les besoins nutritifs des alevins de certains poissons carnassiers. *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, **17** : 1082-1089.
- CHODOROWSKA W., A. CHODOROWSKI, 1975. Substitution d'éléments de la diète chez les alevins de poissons carnassiers. *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, **19** : 2556-2562.
- CHODOROWSKI A., 1973: Quelques problèmes écologiques concernant l'élevage combiné des carnassiers en pisciculture de repeuplement. *Ann. Stat. Biol. Besse-en-Chandesse*, **8** : 235-272.
- CIERESZKO A., K. DABROWSKI, 1993. Estimation of sperm concentration of rainbow trout, whitefish and yellow perch using a spectrophotometric technique. *Aquaculture*, **109** : 367-373
- CIERESZKO A., L. REMSEYER, K. DABROWSKI, 1993. Cryopreservation of yellow perch semen. *Progr. Fish. Cult.*, **55** : 261-264.
- CLARK A.E., W.O. WATANABE, B.L. OLLA, R. I. WICKLUND, 1990. Growth, feed conversion and protein utilization of Florida red tilapia fed isocaloric diets with different protein levels in seawater pools. *Aquaculture*, **88** : 75-85.
- CLOERN J.E., F.H. NICHOLS, 1979. A von Bertalanffy growth model with seasonally varying coefficient. *J. Fish. Res. Board Can.*, **35** : 1479-1482.
- CONFER J.L., G.L. LAKE, 1987. Influence of prey type on growth of young yellow perch (*Perca flavescens*). *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **44** : 2028-2033.
- CONFER J.L., L.M. O'BRYAN, 1989. Changes in prey rank and preference by young planktivores for short-term and long-term ingestion periods. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **46** : 1026-1032.
- CORRAZE G., L. LARROQUET, G. MAISSE, D. BLANC, S. KAUSHIK, 1991a. Effect of temperature and of dietary lipid source on female broodstock performance and fatty acid

- composition of the eggs of rainbow trout, pp 61-66. *In* : KAUSHIK S. J., P. LUQUET (Eds). Fish nutrition in practice. INRA : Paris, 1993. (Les Colloques ; 61).
- CORRAZE G., L. LARROQUET, G. MEDALE F., 1991b. Differences in growth rate and fat deposition in three strains of rainbow trout, pp 67-72. *In* : KAUSHIK S. J., P. LUQUET (Eds). Fish nutrition in practice. INRA : Paris, 1993. (Les Colloques ; 61).
- COWEY C. B., 1991. Some effects of nutrition on flesh quality of cultured fish, pp 227-236. *In* : KAUSHIK S. J., P. LUQUET (Eds). Fish nutrition in practice. INRA : Paris, 1993. (Les Colloques ; 61).
- CRAIG J., 1977a. Seasonal changes in the day and night activity of adult perch, *Perca fluviatilis* L. *J. Fish Biol.*, **11** : 161-166.
- CRAIG J., 1977b. The body composition of adult perch, *Perca fluviatilis* in Windermere, with reference to seasonal changes and reproduction. *J. Anim. Ecol.*, **46** : 617-632.
- CRAIG J., 1978. A study of the food and feeding of perch, *Perca fluviatilis* L., in Windermere. *Freshw. Biol.*, **8** : 59-68.
- CRAIG J., 1987. The biology of perch and related fish. 333 p. Timber Press : Portland, Oregon.
- CURRY E., 1939. The histology of the digestive tube of the carp (*Cyprinus carpio communis*). *J. Morphol.*, **65** (1) : 53-78.
- DABROWSKI K., 1982. The influence of light intensity on feeding of fish larvae and fry II. *Rutilus rutilus* (L.) and *Perca fluviatilis* (L.). *Zool. Jb. Physiol.*, **86** : 353-360.
- DABROWSKI K., 1984. The feeding of fish larvae: present "state of the art" and perspectives. *Reprod. Nutr. Dév.*, **24** (6) : 807-833.
- DABROWSKI K., D.A. CULVER, C.L. BROOKS, A.C. VOSS, F.P. BINKOWSKI, S.E. YEO, A.M. BALOGUN, 1991. Biochemical aspects of the early life history of yellow perch (*Perca flavescens*), pp 531-539. *In* : KAUSHIK S. J., P. LUQUET (Eds). Fish nutrition in practice. INRA : Paris, 1993. (Les Colloques ; 61).
- DABROWSKI K., A. CIERESZKO, L. RAMSEYER, D. CULVER, P. KESTEMONT, 1994. Effects of hormonal treatment on induced spermiation and ovulation in the yellow perch (*Perca flavescens*). *Aquaculture*, **120** : 171-180.
- DABROWSKI K., R.E. CIERESZKO, G. TOTH, A. CIERESZKO, S. CHRIST, 1995. Reproductive physiology of yellow perch (*Perca flavescens*) : environmental and endocrinological cues, pp 8-12. *In* : KESTEMONT P., K. DABROWSKI (Eds). Workshop on aquaculture of Percids. First meeting of the European workgroup on aquaculture of Percids. Vaasa (Finland), August 23-24, Short communications. Presses Universitaires de Namur.
- DANEHY R.J., N.H. RINGLER, J.E. GANNON, 1991. Influence of nearshore structure on growth and diets of yellow perch (*Perca flavescens*) and white perch (*Morone americana*) in Mexico bay, Lake Ontario. *J. Great Lakes Res.*, **17** (2) : 183-193.

- DE KIMPE P., J.C. MICHA, 1974. First guidelines for the culture of *Clarias lazera* in Central Africa. *Aquaculture*, **4** : 227-248.
- DELOS REYES M.R., H.H. ARZBACH, E. BRAUM, 1992. *In situ* development of perch eggs, *Perca fluviatilis* L. (Pisces, Percidae) in a small eutrophic lake, Lake Plussee, Holstein, Germany. *Int. Rev. gesamten Hydrobiol.*, **77** (3) : 467-481.
- DESAGE P., 1980. Elevage expérimental du brochet *Esox lucius* L. 1766 avec utilisation de l'alimentation artificielle. Comparaison avec les modes d'élevage traditionnels. 57 p. Mém. : Ingénieur Agronome : E.N.S.A.R.
- DICKIE L. M., 1971. Addendum : Mathematical models of growth, pp 126-130. In RICKER W. E. (Ed.). *Methods for assessment of fish production in fresh waters*. 2nd ed. Blackwell : Oxford.
- DISLER N. N., S. A. SMIRNOV, 1977. Sensory organs of the lateral line canal system in two percids and their importance in behaviour. *J. Fish. Res. Board Can.*, **34** : 1492-1503.
- EIFAC, 1971. Critère de qualité des eaux pour les poissons d'eau douce européens. Rapport sur l'ammoniac et les pêches intérieures. 13 p. (Papier technique, 11)
- ELIAS H., H. BENGELSDORF, 1952. The structure of the liver of vertebrates. *Acta Anat.*, **XIV** (4) : 297-337.
- ELLIOT J.M., 1975. The growth rate of brown trout *Salmo trutta* L. fed on maximum rations. *J. Anim. Ecol.*, **44** : 805-821.
- ENGSTRÖM K., 1963. Cones types and cones arrangements in Teleost retinae. *Acta Zool.*, **44** : 179-243.
- FANGE R., D. GROVE, 1979. Digestion, pp 162-241. In : HOAR W.S., D.J. RANDALL, J.R. BRETT (Eds). *Fish Physiology*. Vol. 8. Academic Press : London.
- FERNANDEZ-PALACIOS H., D. MONTERO, J. SOCORRO, M.S. IZQUIERDO, J.M. VERGARA, 1994. First studies on spawning, embryonic and larval development of *Dentex gibbosus* (Rafinesque, 1810) (Osteichthyes, Sparidae) under controlled conditions. *Aquaculture*, **122** : 63-73.
- FIOGBE E.D., P. KESTEMONT, J.C. MICHA, C. MELARD, 1995. Comparative growth of *Perca fluviatilis* larvae fed with enriched and standard *Artemia metanauplii* (instar II), frozen *Artemia* nauplii and dry food, pp 166-169. In : LAVENS P., E. JASPERS, I. ROELANTS (Eds). *Larvi'95 - Fish and shellfish larviculture symposium*. E.A.S. : Ghent, Belgium. (Spec. publ., n° 24)
- FLESCH A., 1994. Biologie de la perche (*Perca fluviatilis*) dans le réservoir du Mirgenbach (Cattenom, Moselle). 241 p. Th. doctorat : Sci. vie : Univ. Metz.
- FONTAINE P., R. VLAVONOU, L. TAMAZOUZT, D. TERVER, G. MASSON, 1994. Elevage de perches sevrées en eau recyclée : résultats préliminaires. *Cah. Ethol.*, **13** (4) : 411-420.

- FONTAINE P., L. TAMAZOULT, B. CAPDEVILLE, 1995. Fitness of the perch *Perca fluviatilis* L. for ongrowing in floating cages and in recirculated system, pp 38-41. In : KESTEMONT P., K. DABROWSKI (Eds). Workshop on aquaculture of Percids. First meeting of the European workgroup on aquaculture of Percids. Vaasa (Finland), August 23-24, Short communications. Presses Universitaires de Namur.
- FUJITA S., 1973. Importance of zooplankton mass culture with *Chlorella* sp. before feeding. *Bull. Nagasaki Pref. Inst. Fish.*, **3** : 152-154.
- FURNASS T.I., 1979. Laboratory experiments on prey selection by perch fry (*Perca fluviatilis*). *Freshw. Biol.*, **9** : 33-43.
- FUSHIMI T., 1971. Studies on the seed production of red sea bream. VI. Dietary value of *Tigriopus japonicus* together with *Artemia salina* to red sea bream. *J. Hiroshima Pref. Exp. Stn.*, **3** : 29-34.
- GARBER K.J., 1983. Effect of fish size, meal size and dietary moisture on gastric evacuation of pelleted diets by yellow perch, *Perca flavescens*. *Aquaculture*, **34** : 41- 49
- GAS N., J. NOAILLAC-DEPEYRE, 1979. Structure de l'appareil digestif. I. Organisation, ultrastructure et fonction du tube digestif des téléostéens d'eau douce, pp 19-43. In : FONTAINE M. (Ed.). Nutrition des poissons. *Actes du Colloque C.N.E.R.N.A.* CNRS : Paris, 1981
- GILLET C., 1989. Le déroulement de la fraie des principaux poissons lacustres. *Hydroécol. Appl.*, **1** (2) : 117-143.
- GILLET C., J.P. DUBOIS, F. CHARPENTIER, 1991. Production de perche en étang à partir d'oeufs collectés dans un grand plan d'eau. Convention INRA-ITAVI. Rapport final. 31 p.
- GILLET C., J.P. DUBOIS, S. BONNET, 1995. Influence of temperature and size of females on the timing of spawning of perch, *Perca fluviatilis*, in Lake Geneva from 1984 to 1993. *Environ. Biol. Fish.*, **42** (4) : 355-363.
- GOETZ F.W., P. DUMAN, A. BERNDTSON, E.G. JANOWSKY, 1989. The role of prostaglandins in the control of ovulation in yellow perch, *Perca flavescens*. *Fish Physiol. Biochem.*, **7** (1-4) : 163-168.
- GOUBIER J., B. MARCHANDISE, 1990. Etude de faisabilité d'une pisciculture de perche. Rapport final de la convention du 05 Avril 1989 entre la Région Rhône -Alpes et l'Institut Régional de Recherches Appliquées en Aquaculture. 70 p.
- GRAFF D.R., 1978. Intensive culture of Esocids: The Current state of the art. *Am. Fish. Soc. Spec. Publ.*, **11** : 195-201.
- GRASSE P.P., 1965. Super-Classe des Poissons. In : GRASSE P.P., C. DEVILLIERS (Eds). Précis de sciences biologiques. Zoologie II. Vertébrés, pp 561-629. Masson : Paris.
- GRIGNARD J.C., C. MELARD, P. KESTEMONT, 1995. Pathology of perch (*P. fluviatilis*) in intensive culture system : a preliminary list of pathogenic agents, pp 56-59. In : KESTEMONT P., K. DABROWSKI (Eds). Workshop on aquaculture of Percids. First

- meeting of the European workgroup on aquaculture of Percids. Vaasa (Finland), August 23-24, Short communications. Presses Universitaires de Namur.
- GUMA'A S.A., 1978a. The effects of temperature on the development and mortality of eggs of perch, *Perca fluviatilis*. *Freshw. Biol.*, **8** : 221-227.
- GUMA'A S.A., 1978b. The food and feeding habits of young perch, *Perca fluviatilis*, in Windermere. *Freshw. Biol.*, **8** : 177-187.
- GUMA'A S.A., 1978c. On the early growth of the 0+ perch (*Perca fluviatilis*) in Windermere. *Freshw. Biol.*, **8** : 213-220.
- GUMA'A, S.A. 1982. Retinal development and retinomotor responses in perch, *Perca fluviatilis* L. *J. Fish. Biol.*, **20** : 611-618.
- GUTI G., 1993. Mortality, growth and diet of perch *Perca fluviatilis* L. in the Cikola branch system of the Szigetköz area, River Danube. *Arch. Hydrobiol.*, **128** (3) : 317-327.
- HALE J.G., A.R. CARLSON, 1972. Culture of the yellow perch in the laboratory. *Prog. Fish Cult.*, **34** (4) : 195-198.
- HAM A.W., D.H. CORMACK, 1979. Histology. 8th ed. 1902 p. J.B. Lippincott : Philadelphia.
- HEIDINGER R. C., T.B. KAYES, 1986. Yellow Perch, pp 103-114. *In* : Stickney R. (Ed.). Culture of nonsalmonid freshwater fishes. CRC Press : Boca Raton, Fl.
- HELDSTAB H., M. KATOH 1995. Low genetic variation in perch (*Perca fluviatilis* L) from three major European drainage systems in Switzerland. *Aquat. Sci.*, **57** (1) : 14-19.
- HELFMAN G. S., 1979. Twilight activities of yellow perch, *Perca flavescens*. *J. Fish. Res. Board Can.*, **36** : 173-179.
- HINSHAW J.M., 1985. Effects of illumination and prey contrast on survival and growth of larval yellow perch (*Perca flavescens*). *Trans. Am. Fish. Soc.*, **114** (4) : 540-545.
- HOESTLANDT H., 1979. Recherches biologiques sur la perche, *Perca fluviatilis* L., en France. Rapport du Conseil Supérieur de la Pêche (CSP), 105 p.
- HOESTLANDT H., 1980. La perche en France : biologie et nanisme. *Piscic. Fr.*, **60** : 39-48.
- HOFER R., 1985. Effects of artificial diets on the digestive processes of fish larvae, pp 213-221. *In* : COWEY C. B., A. M. MACKIE, J. G. BELL (Eds). Nutrition and feeding in fish. Academic Press : London.
- HOKANSON K.E.F., C.F. KLEINER 1974. Effects of constant and rising temperatures on the survival and development rates of embryonic and larval yellow perch *Perca flavescens* (Mitchill), pp 437-448. *In* : BLAXTER J.H.S. (Ed.). The early life history of fish. Springer-Verlag : New York.
- HOKANSON K.E.F., 1977. Temperature requirements of some percids and adaptations to the seasonal temperature cycle. *J. Fish. Res. Board Can.*, **34** : 1524-1550.
- HOKANSON K.E.F., W.M. KOENST, 1986. Revised estimates of growth requirements and lethal temperature limits of juveniles walleyes. *Prog. Fish Cult.*, **48** : 90-94.

- HOLT G.J., 1991. Larval fish nutrition and feeding in closed, recirculating culture systems, pp 172. *In* : LAVENS P., P. SORGELOOS, E. JASPERS, F. OLLEVIER (Eds). Larvi'91. Fish and crustacean larviculture symposium. European Aquaculture Society : Gent, Belgium. (*Spec. publ.*, 15)
- HUET M., 1970. *Traité de pisciculture*. 718 p. C. de Wingaert : Bruxelles.
- HUH H.T., H.E. CALBERT, D.A. STUIBER, 1976. Effects of temperature and light on growth of yellow perch and walleye using formulated feed. *Trans. Am. Fish. Soc.*, **105** : 254-258.
- HUSSENOT J., LECLERCQ D., 1987. La sursaturation des gaz dissous, un phénomène mal connu en aquaculture. *Aqua Revue*, **11** : 27-31.
- IWAI T., 1968. Fine structure and absorption patterns of intestinal epithelial cells in rainbow trout alevins. *Z. Zellforsch.*, **91** : 366-379.
- IWAI T., M. TANAKA, 1968. The comparative study of the digestive tract of Teleost larvae. III. Epithelial cells in the posterior gut of halfbeak larvae. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.* **34** (1) : 44-48.
- JACOBS J., 1978. Influence of prey size, light intensity, and alternative prey on the selectivity of plankton feeding fish. *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, **20** : 2461-2466.
- JENSEN J.W., T. BERG, 1993. Food rations and rate of gastric evacuation in brown trout fed pellets. *Progr. Fish Cult.*, **55** : 244-249
- JICA, KIFTC, (Japan International Cooperation Agency, Kanagawa International Fisheries Training Center) 1983. *Inland aquaculture*. 140 p.
- JICA, KIFTC, (Japan International Cooperation Agency, Kanagawa International Fisheries Training Center) 1987. *Aquaculture organisms of the world*. 235 p.
- KALTENBACH J.C., M.J. LIPSON, C.H.K. WANG, 1977. Histochemical study of the Amphibian digestive tract during normal and thyroxine-induced metamorphosis. I. Alkaline phosphatase. *J. Exp. Zool.*, **202** : 103-120.
- KANAZAWA A., 1986. New developments in fish nutrition, pp 9-14. *In* : MACLEAN L., L.B. DIZON, L.V. HOSILLOS (Eds). Proc. 1st Asian Fish. Forum, Manila, Phillipines.
- KAPOOR B.C., H. SMITH, A. YERIGHINA, 1975. The alimentary canal and digestion in Teleosts, pp 109-239. *In* : RUSSEL F.S., YONGE M. (Eds). *Advances in marine biology*. Vol. 13. Academic Press : London.
- KARAS P., G. THORESSON, 1992. An application of a bioenergetics model to Eurasian perch (*Perca fluviatilis L.*). *J. Fish Biol.*, **41** : 217-230.
- KAUSHIK S. J., 1990. Importance des lipides dans l'alimentation des poissons. *Aqua Rev.*, **29** : 9-16.

- KERBY J.H., 1986. Striped bass and striped bass hybrids, pp 127-147. *In* : R. Stickney (Ed.). Culture of nonsalmonid freshwater fishes. CRC Press : Boca Raton, Fl.
- KESTEMONT P., C. MELARD, 1991. Quantitative feed requirements of gold fish *Carassius auratus* larvae fed with a mixed diet, pp 157-159. *In* : LAVENS P., P. SORGELOOS, E. JASPERS, F. OLLEVIER (Eds). Larvi'91. Fish and crustacean larviculture symposium. European Aquaculture Society : Gent, Belgium. (*Spec. publ.*, 15)
- KESTEMONT P., E.D. FIOGBE, O. PARFAIT, J.C. MICHA, C. MELARD, 1995a. Relation between weaning size, growth, survival and cannibalism in the common perch larvae *Perca fluviatilis* : preliminary data. *In* : LAVENS P., E. JASPERS, I. ROELANTS (Eds). European Aquaculture Society : Gent, Belgium. (*Spec. publ.*, 24).
- KESTEMONT P., C. MELARD, E. FIOGBE, R. VLAVONOU, G. MASSON, 1995b. Larval and post-larval rearing of european perch *Perca fluviatilis* : ontogeny of digestive system, growth and nutritional requirements, pp 20-24. *In* : KESTEMONT P., K. DABROWSKI (Eds). Workshop on aquaculture of Percids. First meeting of the European workgroup on aquaculture of Percids. Short communications. Vaasa (Finland), August 23-24. Presses Universitaires de Namur.
- KESTEMONT P., C. MELARD, E. FIOGBE, R. VLAVONOU, G. MASSON, 1996. Nutritional and animal husbandry aspects of rearing early life stages of Eurasian perch *Perca fluviatilis* : ontogeny of digestive system. *J. Appl. Ichthyol.* 12(1996), 157-165.
- KITAJIMA C., 1978. Acquisition of fertilized eggs and mass culture of juvenile red sea bream, *Pagrus major*. *Spec. Rep. Nagasaki Pref. Inst. Fish.*, (5) : 92 p.
- KITCHELL J.F., D.J. STEWART, D. WEININGER, 1977. Applications of a bioenergetics model to yellow perch (*Perca flavescens*) and walleye (*Stizostedion vitreum vitreum*). *J. Fish. Res. Board Can.*, 34 : 1922-1935.
- KLAOUDATOS S.D., 1989. Experimental results on reproduction and larval rearing of *Sparus aurata*, pp 197-201. *In* : DE PAUW, E. JASPERS, H. ACKEFORS, N. WILKINS (Eds). Aquaculture - a biotechnology in progress. European Aquaculture Society : Bredene, Belgium.
- KOKUREWICZ B., 1969. The influence of temperature on the embryonic development of the perches : *Perca fluviatilis* (L.) and *Lucioperca lucioperca* (L.). *Zool. Poloniae* 19 (1) : 47-66.
- KOMOV V.T., 1995. Perch populations of the acidified lakes of North Western Russia. Abstract. Percis II, Second International Percid Fish Symposium. Vaasa, Finland, August, 21-25.
- KURONUMA K., K. FUKUSHO, 1984. Rearing of marine fish larvae in Japan. 109 p. IDRC, Ottawa, Ontario.
- LANG C., 1981. Densité, localisation, taille et développement des chaînes d'oeufs de perche (*Perca fluviatilis* L.) dans le Léman de 1979 à 1981. *Bull. Soc. Vaud. Sci. Nat.* 360 (75) : 257-265.

- LE CREN E.D., 1951. The length-weight relationship and seasonal cycle in gonad weight and condition in the perch (*Perca fluviatilis*). *J. Anim. Ecol.*, **20** : 201-219.
- LE CREN E.D., 1958. Observations on the growth of perch (*Perca fluviatilis* L.) over twenty-two years, with special reference to the effects of temperature and changes in population density. *J. Anim. Ecol.*, **27** : 287-334.
- LE CREN E.D., 1995. Exceptionally big individuals in perch populations. Abstract Percis II, Second International Percid Fish Symposium. Vaasa, Finland, August, 21-25.
- LE GALLO J.M., J.C. MORETEAU, 1988. Croissance et productivité d'une population du *Sphaerium corneum* (L.) (Bivalvia : Pisidiidae). *Can. J. Zool.*, **66** (2) : 439-445.
- LEGER P., P. SORGELOOS, O.M. MILLAMENA, K.L. SIMPSON, 1985. International study on *Artemia*. XXV. Factors determining the nutritional effectiveness of *Artemia* : the relative impact of chlorinated hydrocarbons and essential fatty acids in San Francisco Bay and San Pablo Bay *Artemia*. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, **93** : 71-82.
- LEGER C., 1985. Digestion, absorption and transport of lipids, pp 299-327. In : COWEY C.B., A.M. MACKIE, J.G. BELL (Eds). Nutrition and feeding in fish. Academic Press : London.
- LE LOUARN H., 1980. Les facteurs de croissance chez les poissons d'étang, pp : 223-235. In BILLARD R. (Ed.), La pisciculture en étang. INRA Publ., Paris 1980.
- LEWIS W.M., D.P. MORRIS, 1986. Toxicity of nitrite to fish : a review. *Trans. Am. Fish. Soc.*, **115** : 183-195.
- LINDER D., O. SUMARI, K. NYHOLM, S. SIRKKOMAA, 1983. Genetic and phenotypic variation in production traits in rainbow trout strains and strains crosses in Finland. *Aquaculture*, **33** : 129-134.
- LINLOKKEN A., E. KLEIVEN, D. MATZOW, 1991. Population structure, growth and fecundity of perch (*Perca fluviatilis* L.) in an acidified river system in Southern Norway. *Hydrobiol.*, **220** : 179-188.
- LOEW E.R., C.M. WAHL, 1991. A short-wavelength sensitive cone mechanism in juvenile yellow perch, *Perca flavescens*. *Vision Res.*, **31** (3) : 353-360.
- LOEW E.R., E.L. MILLS, 1995. Visual factors affecting prey recognition and preference by larval yellow perch *Perca flavescens*. Abstract. Percis II, Second International Percid Fish Symposium. Vaasa, Finland, August, 21-25.
- LUTZ P.L., 1972. Ionic and body compartment responses to increasing salinity in the perch, *Perca fluviatilis*. *Comp. Biochem. Physiol.*, **42A** : 711-717.
- LYALL A.H., 1957. Cone arrangements in teleost retinae. *Quat. J. Microsc. Sci.*, **98** (2) : 189-201.
- MACKIE A.M., A.I. MITCHELL, 1985. Identification of gustatory feeding stimulants for fish-applications in aquaculture, pp 177-189. In : COWEY C.B., A.M. MACKIE, J.G. BELL (Eds). Nutrition and feeding in fish. Academic Press : London.

- MCLARNEY W.O. 1984. The freshwater aquaculture book. A handbook for small scale fish culture in North America. 583 p. Hartley & Marks Publ. : USA/Canada.
- MALISON J.A., T.B. KAYES., B.D. CODY, C.H. AMUNDSON, B.C. WENTWORTH, 1986. Sexual differentiation and use of hormones to control sex in yellow perch (*Perca flavescens*). *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **43** : 26-35.
- MALISON J.A., J.A. HELD, 1992. Effects of fish size at harvest, initial stocking density and tank lighting conditions on the habituation of pond-reared yellow perch (*Perca flavescens*) to intensive culture conditions. *Aquaculture*, **104** : 67-78.
- MALISON J.A., L.S. PROCARIONE, J.A. HELD, T.B. KAYES, C.H. AMUNDSON, 1993. The influence of triploidy and heat and hydrostatic pressure shocks on the growth and reproductive development of juvenile yellow perch (*Perca flavescens*). *Aquaculture*, **116** : 121-123.
- MANCI W.E., QUIGLEY J.T., 1981. Determination of Operating Parameter Values for Water Reuse Aquaculture. Bio-Engineering Symposium for Fish Culture. *FCS Publ.*, **1** : 97-103.
- MANCI W.E., J.A. MALISON, T.B. KAYES, T.E. KUCZYNSKI, 1983. Harvesting photopositive juvenile fish from a pond using a lift net and light. *Aquaculture*, **34** : 157-164.
- MANSUETTI A.J., 1964. Early development of yellow perch, *Perca flavescens*. *Chesapeake Sci.*, **5** : 46-66.
- MARTE C.L., M.N. DURAY, 1991. Microbound larval feed as supplement to live food for milkfish (*Chanos chanos* Forsskal) larvae, pp 175-177. In : LAVENS, P. P. SORGELOOS, E. JASPERS, F. OLLEVIER (Eds). Larvi'91. Fish and crustacean larviculture symposium. European Aquaculture Society : Gent, Belgium. (*Spec. publ.*, 15).
- MARTOJA R., M. MARTOJA, 1967. Initiation aux techniques de l'histologie animale. 331 p. Masson : Paris.
- MASTERSON M.F., D.L. GARLING, 1986. Effect of feed color on feed acceptance and growth of walleye fingerlings. *Prog. Fish Cult.*, **48** : 306-309.
- MATHIAS J.A., S. LI, 1982. Feeding habits of walleye larvae and juveniles : comparative laboratory and field studies. *Trans. Am. Fish. Soc.*, **111** : 722-735.
- MEDALE F., 1991. Relation between growth and utilisation of energy substrates in three rainbow trout strains, pp 37-48. In : KAUSHIK S.J., P. LUQUET (Eds). Fish nutrition in practice. INRA : Paris, 1993. (*Les Colloques* ; 61).
- MELARD C., J.C. PHILLIPART, 1984. Essai d'élevage semi-intensif en bassin d'alevins de perche fluviatile (*Perca fluviatilis*) obtenus par reproduction artificielle. *Cah. Ethol. Appl.*, **4** (1) : 59-66.
- MELARD C., P. KESTEMONT, J.C. GRIGNARD, 1995a. Intensive ongrowing of European perch juveniles (*Perca fluviatilis*) : zootechnical parameters and growth, pp 34-37. In : KESTEMONT P., K. DABROWSKI (Eds). Workshop on aquaculture of Percids. First

- meeting of the European workgroup on aquaculture of Percids. Vaasa (Finland), August 23-24. Short communication. Presses Universitaires de Namur.
- MELARD C., P. KESTEMONT, E. BARAS, 1995b. Premiers résultats de l'élevage intensif de la perche européenne (*Perca fluviatilis*) en bassin : effet de la température et du tri sur la croissance. *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, **336** : 19-27.
- METAILLER R., Y. HOLLOCOU, 1991. Incorporation de quelques probiotiques dans l'alimentation du juvénile de bar (*Dicentrarchus labrax*), pp 429-432. In : KAUSHIK S.J., P. LUQUET (Eds). Fish nutrition in practice. INRA : Paris, 1993. (Les Colloques ; **61**)
- MILLS E.L., J.L. CONFER, R.C. READY, 1984. Prey selection by young yellow perch : the influence of capture success, visual acuity, and prey choice. *Trans. Am. Fish. Soc.*, **113** : 579-587.
- MILLS E.L., V.P. MICHAEL, R.E. SHERMAN, T.B. CULVER, 1989. Interrelationships between prey body size and growth of age-0 yellow perch. *Trans. Am. Fish. Soc.*, **118** : 1-10.
- MULLER-FEUGA A., 1990. Modélisation de la croissance des poissons en élevage. *Rapports scientifiques et techniques de l'Ifremer*, n°21 : 57 p.
- MURASHIGE R., P. BASS, L. WALLACE, A. MOLNAR, B. EASTHAM, V. SATO, C. TAMARU, C.S LEE, 1991. The effect of salinity on the survival and growth of striped mullet (*Mugil cephalus*) larvae in the hatchery. *Aquaculture*, **96** : 249-254.
- NAGEL T., 1976. Intensive culture of fingerling walleyes on formulated feeds. *Prog. Fish Cult.*, **38** (2) : 90-91.
- NAKASHIMA B.S., W.C. LEGGETT, 1978. Daily ration of yellow perch (*Perca flavescens*) from lake Memphremagog, Quebec-Vermont, with a comparison of methods for *in situ* determinations. *J. Fish. Res. Board Can.*, **35** : 1597-1603.
- NOAILLAC-DEPEYRE J., N. GAS, 1978. Ultrastructural and cytochemical study of the gastric epithelium in a fresh water Teleostean fish (*Perca fluviatilis*). *Tissue Cell*, **10** : 23-37.
- NOAILLAC-DEPEYRE J., N. GAS, 1979. Structure and function of the intestinal epithelial cells in the Perch (*Perca fluviatilis*). *Anat. Rec.*, **195** : 621-640.
- OSTROVSKY I., 1995. The parabolic pattern of animal growth : determination of equation parameters and their temperature dependencies. *Freshw. Biol.*, **33** : 357-371.
- PARKER L.A., P.A. LARKIN, 1959. A concept of growth in fishes. *J. Fish. Res. Board Can.*, **16** : 721-745.
- PASZKOWSKI C.A., W.M. TONN, 1994. Effects of prey size, abundance, and population structure on piscivory by yellow perch. *Trans. Am. Fish. Soc.*, **123** (6) : 855-865.

- PAULY D., G. GASCHUTZ, 1979. A simple model for fitting oscillating length growth data with a program for pocket calculators. *I.C.E.S. C.M.G.*, **24** : 26 p.
- PAWLAK C., R.C. HANUMARA, 1991. A comparison of non-linear growth models for fisheries. *Fish. Res.*, **11** : 143-154.
- PERRONE S.J., T.L.MEADE, 1977. Protective effect of chloride on nitrite toxicity to coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*). *J. Fish. Res. Board Can.*, **34** : 486-492.
- PERSON LE RUYET J., 1986. L'élevage des poissons plats : sole, turbot, pp 667-711. *In* : BARNABE G. (Coord.). *Aquaculture*. Vol. 2. Lavoisier : Paris.
- PERSON LE RUYET J., C. FISCHER, L. THEBAUD, 1991. Sea bass (*Dicentrarchus labrax*) weaning and ongrowing onto sevbar, pp 623-628. *In* : Kaushik S. J., P. Luquet (Eds). 1993. *Fish nutrition in practice*.: 623-628. Biarritz (Fr.), June 24-27, 1991. INRA : Paris, 1993. (Les Colloques ; 61)
- PITCHER T.J., P.D.M. MCDONALD, 1973. Two models for seasonal growth in fishes. *J. Appl. Ecol.*, **10**(2) : 599-606.
- POPOVA O.A., L.A. SYTINA, 1977. Food and feeding relations of Eurasian perch *Perca fluviatilis*, and pikeperch *Stizostedion lucioperca* in various waters of the U.S.S.R. *J. Fish. Res. Board Can.*, **34** : 1559-1570.
- POST J.R., D.O. EVANS, 1989. Experimental evidence of size dependent predation mortality in juvenile yellow perch. *Can. J. Zool.*, **67** : 521-523.
- POST J.R., D.J. McQUEEN, 1994. Variability in first-year growth of yellow perch (*Perca flavescens*) : predictions from a simple model, observations, and an experiment. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **51** : 2501-2512.
- PROUT W.M., E.L. MILLS, J.L. FORNEY, 1990. Diet, growth and potential competitive interactions between age-0 white perch and yellow perch in Oneida Lake, New York. *Trans. Am. Fish. Soc.*, **119** : 966-975.
- PYCHA R.L., L.L. SMITH, 1955. Early life history of the yellow perch, *Perca flavescens* (Mitchill) in the red lakes Minnesota. *Trans. Am. Fish. Soc.*, **84** : 249-260.
- RASK M., 1983. Differences in growth of perch, *Perca fluviatilis* L., in two small forest lakes. *Hydrobiol.*, **101** : 139-144.
- RASK M., 1984. The effect of low pH on perch, *Perca fluviatilis* L. III. The perch population in a small, acidic, extremely humic forest lake. *Ann. Zool. Fennici*, **21** : 15-22.
- RASK M., J. RAITANIEMI, 1988. The growth of perch *Perca fluviatilis* L., in recently acidified lakes of southern Finland. A comparison with unaffected waters. *Arch. Hydrobiol.*, **112** (3) : 387-397.
- REINITZ G., R. AUSTIN, 1980. Experimental diets for intensive culture of yellow perch. *Prog. Fish Cult.*, **42** (1) : 29-31.
- RICKER W.E., 1971. *Methods for assessment of fish production in fresh waters*. 2nd ed. 348 p. Blackwell : Oxford.

- RIBI G., 1992. Perch larvae (*Perca fluviatilis* L.) survive better in dilute sea water. *Aquat. Sci.*, **54** (1) : 85-90.
- RICE J.A., P.A. COCHRAN, 1984. Independent evaluation of a bioenergetics model for largemouth bass. *Ecology*, **65** : 732-739.
- RIDGWAY L.L., F. CHAPLEAU, 1994. Study of a stunted population of yellow perch (*Perca flavescens*) in a monospecific lake in Gatineau Park, Quebec. *Can. J. Zool.*, **72** : 1576-1582.
- RODIER J., 1984. L'analyse de l'eau; eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer; chimie, physico-chimie, bactériologie, biologie. 7^{ème} éd. 1365 p. Bordas : Paris.
- RODRIGUEZ-MORENO P.A., J.V. TARAZONA, 1994. Nitrite induced methemoglobin formation and recovery in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) at high chloride concentrations. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, **53** (1) : 113-119.
- ROGICK M.D., 1931. Studies on the comparative histology of the digestive tube of certain Teleost fishes. II. A minnow (*Campostoma anomalum*). *J. Morphol. Physiol.*, **52** (1) : 1-25.
- RÖSCH R., H. SEGNER, 1990. Development of dry food for larvae of *Coregonus lavaretus* L. I. Growth, food digestion and fat absorption. *Aquaculture*, **91** : 101-115.
- SCHAEEL D.M., L.G. RUDSTAM, J.R. POST, 1991. Gape limitation and prey selection in larval yellow perch (*Perca flavescens*), freshwater drum (*Aplodinotus grunniens*) and black crappie (*Pomoxis nigromaculatus*). *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **48** : 1919-1925.
- SCHNEIDER D. W., 1992. A bioenergetics model of zebra mussel, *Dreissena polymorpha*, growth in the Great Lakes. *Can. J. Fish. Sci.*, **49** : 1406-1416.
- SCHOTT E.F., T.B. KAYES, H.E. CALBERT, 1978. Comparative growth of male versus female yellow perch fingerlings under controlled environmental conditions. *Am. Fish. Soc. Spec. Publ.*, **11**: 181-186.
- SHATUNOVSKY M.I., N.P. MAKAROVA, 1995. Fatness and growth of perch from some water basins of Russia. Abstract. Percis II, Second International Percid Fish Symposium. Vaasa, Finland, August, 21-25.
- SIMCO B.A., J.H. WILLIAMSON, G.J. CARMICHAEL, J.R. TOMASSO, 1986. Centrarchids, pp 73-89. In : R. Stickney (Ed.). Culture of nonsalmonid freshwater fishes. CRC Press : Boca Raton, Fl.
- SIME, 1984. Elevage larvaire du loup *Dicentrarchus labrax* réalisé à Isola Longa (Marsala) en 1982, pp 297-303. In : BARNABE G., R. BILLARD (Eds). L'aquaculture du bar et des sparidés. INRA : Paris.
- SMITH R.R., H.L. KINCAID, J.M. REGENSTEIN, G.L. RUMSEY, 1988. Growth, carcass composition, and taste of rainbow trout of different strains fed diets containing primarily plant or animal protein. *Aquaculture*, **70** : 309-321.
- SMYLY W.J.P., 1952. Observations on the food of the fry of perch (*Perca fluviatilis* Linn.) in Windermere. *Proc. Zool. Soc.*, **122** : 407-416.

- SORGELOOS P., 1980. The use of the brine shrimp *Artemia* in aquaculture, pp 25-46. *In* : PERSOONE G., P. SORGELOOS, E. JASPERS (Eds). The brine shrimp *Artemia*. Vol. 3. Universa Press : Wetteren, Belgium.
- SORGELOOS P., E. BOSSUYT, P. LAVENS, P. LEGER, P. VANHAECKE, D. VERSICHELE, 1983. The use of the brine shrimp *Artemia* in crustacean hatcheries and nurseries, pp 71-96. *In* : McVEY J.D. (Ed.). Mariculture. CRC Press : Boca Raton, Fl.
- STEWART D.J., D. WEININGER, D.V. ROTTIERS, T.A. EDSALL, 1983. An energetics model for lake trout, *Salvelinus namaycush* : application to lake Michigan population. *Can. J. Fish. Sci.*, **40** : 681-698.
- STICKNEY R.R., 1986. Channel catfish, pp 19-42. *In* : R. Stickney (Ed.). Culture of nonsalmonid freshwater fishes. CRC Press : Boca Raton, Fl.
- STROBAND H.W.J., K.R. DABROWSKI, 1979. Morphological and physiological aspects of the digestive system and feeding in fresh-water fish larvae, pp 355-376. *In* : FONTAINE M. (Ed.). Nutrition des poissons. *Actes du Colloque C.N.E.R.N.A.* CNRS : Paris, 1981.
- STROBAND H.W.J., van der. H. MEER, L.P.M. TIMMERMANS, 1979. Regional functional differentiation in the gut of the grass carp *Ctenopharyngodon idella* (Val.). *Histochem.*, **64** : 235-249.
- SUMARI O., 1971. Structure of the perch populations of some ponds in Finland. *Ann. Zool. Fenn.*, **8** : 406-421.
- TAKEUCHI T., T. WATANABE, 1976. Nutritive value of ω 3 highly unsaturated fatty acids in pollock liver oil for rainbow trout. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.*, **42** : 907-919.
- TAKEUCHI T., T. WATANABE, 1977a. Effect of eicopentaenoic acid and docosahexaenoic acid in pollock liver oil on growth and fatty acid composition of rainbow trout. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.*, **43** : 947-953.
- TAKEUCHI T., T. WATANABE, 1977b. Requirement of carp for essential fatty acids. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.*, **43** : 541-551.
- TAKEUCHI T., S. SATOH, T. WATANABE, 1983. Essential fatty acids for *Tilapia nilotica*. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.*, **49** : 1127-1134.
- TAKEUCHI T., 1988. Laboratory work. Chemical evaluation of dietary nutrients, pp 179-233. *In* : WATANABE T. (Ed.). Fish nutrition and mariculture. JICA textbook. The General Aquaculture Course. KIFTC, JICA.: Tokyo.
- TAMAZOUZT L., J.P. DUBOIS, P. FONTAINE, 1993. Production et marché actuels de la perche (*Perca fluviatilis*) en Europe. *Piscic. Fr.*, **114** : 4-8.
- TAMAZOUZT L., P. FONTAINE, D. TERVER, 1994. Décalage de la période de reproduction de la perche commune (*Perca fluviatilis*) en eau recyclée. *Ichthyol. Acta*, **7** : 29-40.
- TAMAZOUZT L., 1995. L'alimentation artificielle de la perche *Perca fluviatilis* en milieux confinés (eau recyclée, cage flottante) : incidence sur la survie, la croissance et la

- composition corporelle. 128 p. Th. Doctorat : Biol. santé : Univ. H. Poincaré : Nancy 1 (Fr)
- TANAKA M., 1971. Studies on the structure and function of the digestive system in teleost larvae. III. Development of the digestive system during postlarval stage. *Jpn. J. Ichthyol.*, **18** : 41-49.
- TREASURER J.W., 1981. Some aspects of the reproductive biology of perch *Perca fluviatilis* L. Fecundity, maturation and spawning behaviour. *J. Fish. Biol.*, **18** : 729-740.
- TREASURER J.W., 1983. Estimates of egg and viable embryo production in a lacustrine Perch *Perca fluviatilis* L. *Environ. Biol. Fish.*, **8** (1) : 3-16
- TREASURER J.W., 1990. The food and daily food consumption of lacustrine 0+ perch, *Perca fluviatilis* L. *Freshw. Biol.*, **24** : 361-374.
- TREASURER J.W., 1992. The predator-prey relationship of perch, *Perca fluviatilis*, larvae and zooplankton in two Scottish lochs. *Environ. Biol. Fish.*, **35** : 63-74.
- VANHAECKE P., P. SORGELOOS, 1983. International study on *Artemia*. XIX : Hatching data for ten sources of brine shrimp cysts and re-evaluation of the 'hatching efficiency' concept. *Aquaculture*, **30** : 43-52.
- VEGAS-VELEZ M., 1972. La structure histologique du tube digestif des poissons téléostéens. *Théthys*, **4** : 163-174.
- VERIGINA I. A., 1990. Basic adaptations of the digestive system in bony fishes as a function of diet. *Voprosy Ikhtiol.*, **30** (6) : 897-907.
- VERRETH J., E.H. EDING, G.R.M. RAO, F. HUSKENS, H. SEGNER 1991. Feeding strategies and nutritional physiology in early life of Clariid catfishes, pp 12-13. In : LAVENS P., P. SORGELOOS, E. JASPERS, F. OLLEVIER (Eds). Larvi'91. Fish and crustacean larviculture symposium. European Aquaculture Society : Gent, Belgium. (*Spec. publ.*, 15).
- VERRETH J., J. COPPOOLSE, H. SEGNER, 1994. The effect of low HUFA- and high HUFA-enriched *Artemia*, fed at different feeding levels, on growth, survival, tissue fatty acids and liver histology of *Clarias gariepinus* larvae. *Aquaculture*, **126** : 137-150.
- VERSICHELE D., P. LEGER, P. LAVENS, P. SORGELOOS, 1986. L'utilisation d'*Artemia*, pp 239-257. In : BARNABE G. (Coord.). Aquaculture. Vol 1. Lavoisier : Paris.
- VLAVONOU R., 1991. Contribution à la maîtrise de l'élevage intensif de juvéniles de poissons carnassiers d'eaux douces : perche (*Perca fluviatilis*) et brochet (*Esox lucius*). 53 p. Mém. D.E.A : Sci. agron. : ENSAIA/INPL, Nancy (Fr.).
- VLAVONOU R., MASSON G., MORETEAU J-C., 1996a. Elevage intensif de la perche fluviatile *Perca fluviatilis* L. : situation actuelle et perspectives. In Amiard Triquet C. et Hamon T., 1996 : Actes du Colloque Pluridisciplinaire 'La qualité de l'eau'. pp. 65-68. Université de Nantes, 25/27 octobre 1995.

- VLAVONOU R., MASSON G., MORETEAU J-C., 1996b. Alimentation larvaire de la perche *Perca fluviatilis* avec *Artemia salina*. Annales des Journées Techniques des 22 et 23 février 1996. pp. 101-105. Poisy, FR.
- WALH C.M., E.L. MILLS, W.N. McFARLAND, J.S. DEGISI, 1993. Ontogenetic changes in prey selection and visual acuity of the yellow perch pery, *Perca flavescens*. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **50** (4) : 743-749.
- WANG N., R. ECKMANN, 1994. Effects of temperature and food density on egg development, larval survival and growth of perch (*Perca fluviatilis* L.). *Aquaculture*, **122** : 323-333.
- WATANABE T., TAKEUCHI T., 1976. Evaluation of pollock liver oil as a supplement to diets for rainbow trout. *Bull. Jpn. Soc. Fish.*, **42** : 893-906.
- WATANABE T., F. OOWA, C. KITAJIMA, S. FUJITA, 1978. Nutritional quality of brine shrimp *Artemia salina*, as a living feed from the viewpoint of essential fatty acids for fish. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.*, **44** : 1115-1121.
- WATANABE T., 1986. Requirement of yamame and white fish for essential fatty acids. Annual meeting of Jpn. Soc. Sci. Fish., Kochi, October.
- WATANABE T., 1988. Fish nutrition and mariculture. 233 p. JICA textbook. The General Aquaculture Course. KIFTC, JICA, Tokyo.
- WATANABE W.O., J.H. CLARK, J.B. DUNHAM, R.I. WICKLUND, B.L. OLLA, 1990. Culture of Florida red tilapia in marine cages : the effect of stocking and dietary protein on growth. *Aquaculture*, **90** : 123-134.
- WEATHERLEY A. H., 1972. Growth and ecology of fish populations. 293 p. Academic Press : London
- WEDERMEYER G.A., W. T. YASUTAKE, 1978. Prevention and treatment of nitrite toxicity in juvenile steelhead trout (*Salmo gairdneri*). *J. Fish. Res. Board Can.*, **35** (6) : 822-827.
- WEISBERG S., A. JANICKI, 1990. Summer feeding patterns of white perch, channel catfish, and yellow perch in the Susquehanna River, Maryland. *J. Freshw. Ecol.*, **5** (4) : 391-405.
- WEST G., J. LEONARD, 1978. Intensive culture of yellow perch with emphasis on development of eggs and fry. *Am. Fish. Soc. Spec. Publ.*, **11** : 172-176.
- WESTERS H., 1986. Northern pike and Muskellunge, pp 91-102. In : Stickney R. (Ed.). Culture of nonsalmonid freshwater fishes. CRC Press : Boca Raton, Fl.
- WIESER W., N. MEDGYESY, 1991. Metabolic rate and cost of growth in juvenile pike (*Esox lucius* L.) and perch (*Perca fluviatilis* L.) : the use of energy budgets as indicators of environmental change. *Oecologia*, **87** : 500-505.
- WILLIOT P., 1986. L'élevage des esturgeons, pp 713-738. In : BARNABE G. (Ed.). Aquaculture. Lavoisier : Paris.
- WINBERG G.G., 1987. Dependence of development rate on temperature, pp 5-34. In : ALIMOV A.F. (Ed.). Production - Hydrobiological Research of Water Ecosystem. Nauka : Leningrad.

- WINSOR C.P., 1932a. The Gompertz curve as a growth curve. *Proc. Nat. Acad. Sci.*, **18** : 1-8.
- WINSOR C.P., 1932b. A comparison of certain symmetrical growth curve. *J. Wash. Acad. Sci.*, **22** : 73-84.
- WOLFANG A.J., W.C. MACKEY, 1992. Foraging in yellow perch, *Perca flavescens* : biological and physical factors affecting diel periodicity in feeding, consumption, and movement. *Environ. Biol. Fish.*, **34** : 287-303.
- WONG B., F.J. WARD, 1972. Size selection of *Daphnia pulex* by yellow perch (*Perca flavescens*) fry in West Blue Lake, Manitoba. *J. Fish. Res. Board Can.*, **29** : 1761-1764.
- YASUNAGA Y., 1975. Larva culture of marine fish, pp 1-14. In : KIFTC (Ed.). Outline of aquaculture. JICA : Tokyo, Japan.
- ZAMAL H., J. MAITHYA, R. PECTOR, F. OLLEVIER, 1991. The effect of dietary salt (NaCl) supplementation on the growth survival and food conversion rate of african catfish (*Clarias gariepinus* B.) larvae, pp 160-163. In : LAVENS P., P. SORGELOOS, E. JASPERS, F. OLLEVIER (Eds). Larvi'91. Fish and crustacean larviculture symposium. European aquaculture society :. Gent, Belgium. (*Spec. publ.*, 15)
- ZEH M., E. RITTER, G. RIBI, 1989. Spawning and egg development of *Perca fluviatilis* in Lake Zürich. *Aquat. Sci.*, **51** (2) : 100-107.
- ZOCCARATO I., M. BOCCIGNONE, G.B. PALMEGIANO, M. ANSELMINO, G. BENATTI, S. LEVERONI CALVI, 1991. Meal timing and feeding level : effect on performances in rainbow trout, pp 297-300. In : KAUSHIK S. J., P. LUQUET (Eds). Fish nutrition in practice.. INRA : Paris, 1993. (Les Colloques ; 61)

AUTHOR : VLAVONOU Raphaël Sourou

ACADEMIC YEAR : 1996

TITLE : Experimental rearing of perch *Perca fluviatilis* L.: larval development and growth.

Abstract

Embryos of perch are harvested from ponds and incubated in laboratory. Larvae are fed successfully with *Artemia* nauplii. About two days after hatching, the gas bladder is filled with atmospheric air. Larval development study shows that larvae are not fully developed at hatching. Yolk sac entire resorption is completed at two weeks old. A week later, there are significant changes : twin cones appear in the retina which was pure cone at hatching; numerous gill lamellae are present ; the pronephros is replaced by a mesonephros with an adult kidney structure. The digestive tract simple and rectilinear at hatching, is curly and more developed with the presence of three pyloric coeca .

Larval rearing tests demonstrate the necessity of a recirculating system. At larval stage, perch do not accept artificial diet. They reach twelve millimetres at two weeks old. Juveniles can be weaned successfully from a size of sixteen millimetres. Perch harvested from ponds can also be successfully weaned if their size is not over one hundred millimetres. Above this size, survival rate is lower. Grading allows the separation of perch from the same strand into groups of different growth rates. The body weight heterogeneity among perch population could be explained by the dominance effect. The effect of temperature is not significant on growth when perch are raised at constant temperature in the optimal range. Perch growth is described by exponential models. A prediction of the growth rate in weight can be performed using two variables : initial body weight and the diet conversion index. From larval stage, perch of marketable size can be produced intensively in sixteen months.

Key words: Percidae, *Perca fluviatilis*, perch, larval rearing, ontogeny, development, weaning, growth.

AUTEUR : VLAVONOU Raphaël Sourou

ANNEE : 1996

TITRE : Elevage expérimental de la perche *Perca fluviatilis* L. : développement larvaire et croissance.

RESUME.

L'étude des possibilités d'élevage intensif de la perche *Perca fluviatilis* est réalisée aux points de vue du développement larvaire et de la zootechnie. Les embryons de perche récoltés en étang piscicole incubent en structures hors sol. Le développement est étudié chez des larves nourries avec *Artemia*. A l'éclosion, les systèmes visuel, respiratoire, digestif, et urinaire de la perche ne sont pas développés. La rétine de l'oeil, de type pur cône à l'éclosion, présente quelques doublets de cônes à l'âge de trois semaines ; les bâtonnets apparaissent à partir de l'âge de quatre semaines. Le système branchial, réduit à une simple baguette cartilagineuse à l'éclosion, compte 8-10 lamelles secondaires à l'âge de trois semaines. La vessie natatoire, non fonctionnelle à l'éclosion, est remplie d'air atmosphérique dès l'âge de deux jours. Le tube digestif, simple et rectiligne à l'éclosion, se développe progressivement avec différenciation des trois régions. La résorption de la vésicule vitelline, observée dès l'âge de deux jours est complète à l'âge de deux semaines. Le rein, limité à un pronéphros à l'éclosion, apparaît dès l'âge de trois semaines, comme un mésonéphros glomérulé avec la structure du rein de la perche adulte. Le squelette, entièrement cartilagineux à l'éclosion, commence par s'ossifier au stade 'longueur totale = 15 mm, 3 semaines'. A cet âge, on note l'apparition des trois coeca pyloriques.

L'étude zootechnique de l'élevage larvaire met en lumière la nécessité d'un milieu renouvelé. Les larves n'acceptent pas l'aliment artificiel. Les nauplii d'*Artemia* constituent une excellente nourriture dès l'âge de deux jours. Les larves atteignent une longueur totale moyenne de 12 mm avec un taux de survie de 83 % à l'âge de deux semaines. A partir d'une longueur totale de 16 mm, les alevins sont initiés pour la prise d'aliment artificiel avec une survie supérieure à 83 %. Des perches produites extensivement en étang, sont également sevrées avec des taux de survie comparables lorsque leur taille moyenne ne dépasse pas 100 mm. La survie est plus faible pour des perches plus grandes.

La croissance est étudiée avec des perches calibrées, à différents stades de développement, et à différentes températures. Les perches de même âge, mais de tailles différentes, n'ont pas la même vitesse de croissance ; mais, à la même taille, les différents lots présentent les mêmes vitesses de croissance. L'hétérogénéité des tailles au sein d'une population de perches issues d'une même ponte, s'explique par un effet de dominance. La croissance des juvéniles ne varie pas significativement lorsque les poissons sont élevés à 21, 23 ou 25 °C. Le TCS varie de 1,1 % \cdot j⁻¹ pour les juvéniles et adultes à 5,1 % \cdot j⁻¹ pour les alevins. Les taux de survie sont généralement supérieurs à 70 %. La température d'élevage proposée est de 21-23 °C. Au cours de leur développement, les longueurs et masses moyennes des perches s'accordent avec le modèle exponentiel de croissance. Le taux quotidien d'alimentation des perches dépend de la masse moyenne initiale :

$$Ra (\% \cdot j^{-1}) = 6,55 - 1,39 * \ln(M).$$

Pour tout stade de développement, un modèle permet de prédire, la vitesse de croissance en masse qui dépend de la masse initiale et de l'indice de conversion de l'aliment artificiel utilisé. Il présente l'intérêt de faciliter la prédiction de la croissance des perches et de mieux gérer les stocks en élevage. Des perches commercialisables à la masse moyenne de 150 g, peuvent être produites intensivement en 16 mois, à partir des larves fraîchement écloses. Il est proposé un schéma d'exploitation des perches exprimant la complémentarité des différentes potentialités de productions extensive et intensive.

Mots clés : Percidés, *Perca fluviatilis*, perche, élevage larvaire, ontogenèse, développement, sevrage, croissance.