

THESIS / THÈSE

MASTER EN SCIENCES BIOLOGIQUES

Étude des besoins nutritionnels des larves et des juvéniles de perche (*Perca fluviatilis*) en vue d'une production intensive de ce poisson

Gégoire, Isabelle

Award date:
1992

Awarding institution:
Universite de Namur

[Link to publication](#)

General rights

Copyright and moral rights for the publications made accessible in the public portal are retained by the authors and/or other copyright owners and it is a condition of accessing publications that users recognise and abide by the legal requirements associated with these rights.

- Users may download and print one copy of any publication from the public portal for the purpose of private study or research.
- You may not further distribute the material or use it for any profit-making activity or commercial gain
- You may freely distribute the URL identifying the publication in the public portal ?

Take down policy

If you believe that this document breaches copyright please contact us providing details, and we will remove access to the work immediately and investigate your claim.

**Etude des besoins nutritionnels des larves et
juvéniles de perche (*Perca fluviatilis*) en vue d'une
production intensive de ce poisson.**

GREGOIRE Isabelle

Résumé

Durant les premiers stades larvaires de la perche (*Perca fluviatilis*), d'importants problèmes de mortalité apparaissent. En effet, dans le cadre d'une production intensive, les larves montrent une sensibilité particulière aux manipulations (comptages, entretien,...) s'atténuant toutefois, dès le premier mois. Une alimentation artificielle est alors bien acceptée. Cependant, il s'avère nécessaire de passer par une étape de transition, celle-ci consiste à leur fournir, au départ, une alimentation mixte (zooplancton vivant et alimentation artificielle) et d'en réduire progressivement la proportion vivante. Plus tard, au stade juvénile, il s'avère que les besoins protéiques de la perche sont moindres que pour les juvéniles des espèces strictement piscivores. Néanmoins, des études ultérieures restent à réaliser sur ce sujet afin d'affiner nos connaissances actuelles.

Mémoire de licence en Sciences Biologiques (Zoologiques)

Décembre 1992

Promoteur : J.-C. Micha

Co-promoteur : P. Kestemont

Au terme de ce mémoire, je tiens à remercier tout particulièrement Monsieur le Professeur J.C.Micha, promoteur de ce travail, pour m'avoir accueilli dans son laboratoire.

Je remercie tout particulièrement le Docteur P.Kestemont pour sa disponibilité, son aide efficace et pour sa participation à l'ensemble de ces travaux.

Mes remerciements s'adressent également au Professeur J.Remacle, qui m'a accepté dans son laboratoire, au Docteur Carine Michiels qui m'a aidée pour mes analyses de biochimie.

Un grand merci à Monsieur Laurent Pirmez pour son aide technique tout au long de cette année.

Enfin je remercie mes parents ,ainsi que tous ceux qui de près ou de loin ont participé à la réalisation de ce travail.

TABLE DES MATIERES.

| | |
|--|----|
| I. INTRODUCTION. | 1 |
| II. SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE. | 2 |
| A. POSITION SYSTEMATIQUE..... | 3 |
| B. REPARTITION GEOGRAPHIQUE. | 4 |
| C. BIOLOGIE DE LA PERCHE. | 5 |
| 1. Morphologie. | 5 |
| 2. Reproduction. | 6 |
| 3. Embryogénèse..... | 8 |
| 4. Développement larvaire. | 9 |
| 5. Classification des périodes ontogéniques..... | 11 |
| D. EXIGENCES ECOLOGIQUES. | 12 |
| 1. Habitat. | 12 |
| 2. Comportement social. | 12 |
| 3. Température. | 12 |
| 4. pH et oxygène..... | 13 |
| 5. Régime alimentaire en milieu naturel. | 13 |
| E. BESOINS NUTRITIONNELS. | 16 |
| 1. Métabolisme énergétique. | 16 |
| 2. Besoins énergétiques. | 17 |
| 3. Sources d'énergie. | 17 |
| F. LA DIGESTION. | 23 |
| 1. Distinction morphologique des trois types de tubes digestif. (DABROWSKI, 1984). | 23 |
| 2. Ontogénèse du système digestif de la perche. | 24 |
| 3. Mécanismes de la digestion..... | 25 |
| 4. Activité digestive. | 25 |
| G. ALIMENTATION, CROISSANCE ET SURVIE LARVAIRE EN MILIEU EXPERIMENTAL. | 31 |
| 1. Alimentation..... | 31 |
| 2. Croissance et survie larvaire. | 36 |
| H.POTENTIALITES DE LA PERCHE EN AQUACULTURE..... | 43 |

| | |
|---|----|
| 1. Entraves au développement..... | 43 |
| 2. Possibilités d'élevage..... | 43 |
| III. MATÉRIEL ET MÉTHODES..... | 45 |
| 1. Technologie de production des rotifères. (Brachionus plicatilis) | 45 |
| 2. La production de nauplii d'artémia..... | 46 |
| 3. Dispositif expérimental en larviculture..... | 46 |
| 4. Origine des poissons et conditions de stockage. | 48 |
| 5. Contrôle de la population..... | 50 |
| 6. Analyses biochimiques. | 52 |
| 7. Analyse statistique. | 54 |
| IV. RESULTATS..... | 56 |
| 1. Test d'appétence..... | 56 |
| 2. Influence du régime alimentaire..... | 56 |
| V. DISCUSSION..... | 61 |
| 1. Influence du régime alimentaire..... | 61 |
| VI. CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES. | 68 |
| VII. BIBLIOGRAPHIE | 69 |
| VIII. ANNEXES | 78 |

I. INTRODUCTION.

A l'heure actuelle, la pisciculture intensive implique une production en masse, artificielle ou semi-artificielle (variable selon les espèces), des oeufs et des larves de poisson.

Ceci est rendu possible par des méthodes de reproduction artificielle et semi-artificielle et de nourrissage larvaire.

Ces méthodes nécessitent une bonne connaissance de la biologie de l'espèce ainsi que de ses besoins nutritionnels aux premiers stades afin d'en optimiser la croissance.

Pour la perche européenne, (*Perca fluviatilis*) bien que sa reproduction soit relativement bien maîtrisée, il y a actuellement peu de recherche en ce qui concerne son élevage larvaire. En effet, celui-ci présente un certain nombre de difficultés notamment au niveau de l'alimentation (KESTEMONT et al, 1989).

Il serait pourtant intéressant de développer une production intensive de ce poisson étant donné que la perche est une espèce de grande qualité gastronomique qui fait l'objet d'une forte demande des consommateurs. La production actuelle de l'Europe est de 5000 Tonnes par an. La seule source de filet de perche est la pêche dans les milieux naturels surtout les lacs alpins. De plus, ce poisson très souvent apprécié par les pêcheurs fait l'objet d'exploitation halieutique souvent intense (SPANGLER et al, 1977).

Aux Etats unis, des essais sur la perchaude (*Perca flavescens*) ont été réalisés et ont montré des résultats prometteurs. Ces résultats peuvent être transposés à la perche européenne étant donné leur équivalence biologique (THROPE, 1977), ils révèlent ainsi que la perche fluviatile pourrait devenir un poisson d'aquaculture à part entière.

II. SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE.

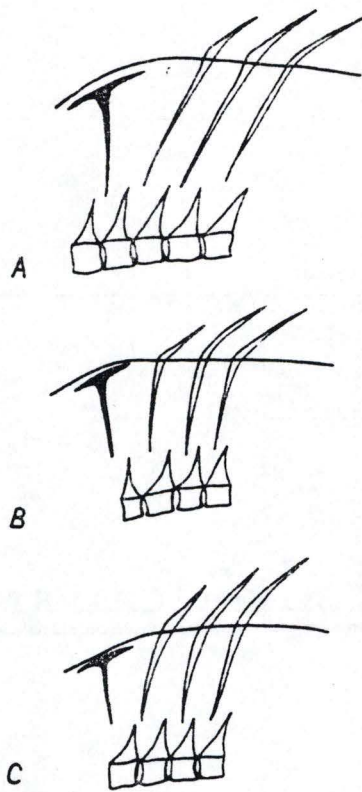


Fig.:II.1: Position relative de l'os prédorsal (en noir) par rapport à l'épine neurale des quatre premières vertèbres et aux ptérygiophores, supportant les trois épines dorsales antérieures de la perche. *A: Perca flavescens*; *B: Perca fluviatilis*; *C: Perca schrenki*
D'après COLETTE et BANARESCU, 1977.

A. POSITION SYSTEMATIQUE.

Classe: Téléostéens

Ordre: Perciforme

Sous-ordre: Percoïde

Famille: Percidés

Genre: Perca Linnaeus (1758)

Espèce: Fluviatilis

Il existe 3 espèces:

- Perca fluviatilis Linnaeus, 1758

- Perca flavescens Mitchill, 1814

- Perca schrenki Kessler, 1874

THROPE (1977) affirmait que la perchaude (*Perca flavescens*) et la perche européenne (*Perca fluviatilis*) étaient deux espèces biologiquement équivalentes et qu'elles ne pouvaient donc être considérées comme différentes.

Des études ont démontré que *Perca flavescens* et *Perca fluviatilis* sont bien des espèces à part entière. Chez *Perca fluviatilis*, l'os pré-dorsal se situe entre la 1^{ère} et la 2^{ème} épine neurale. Chez *Perca flavescens*, l'os pré-dorsal se situe entre la 2^{ème} et la 3^{ème} épine neurale. (COLLETTE et BANARESCU, 1977). (Voir fig.:II.1).

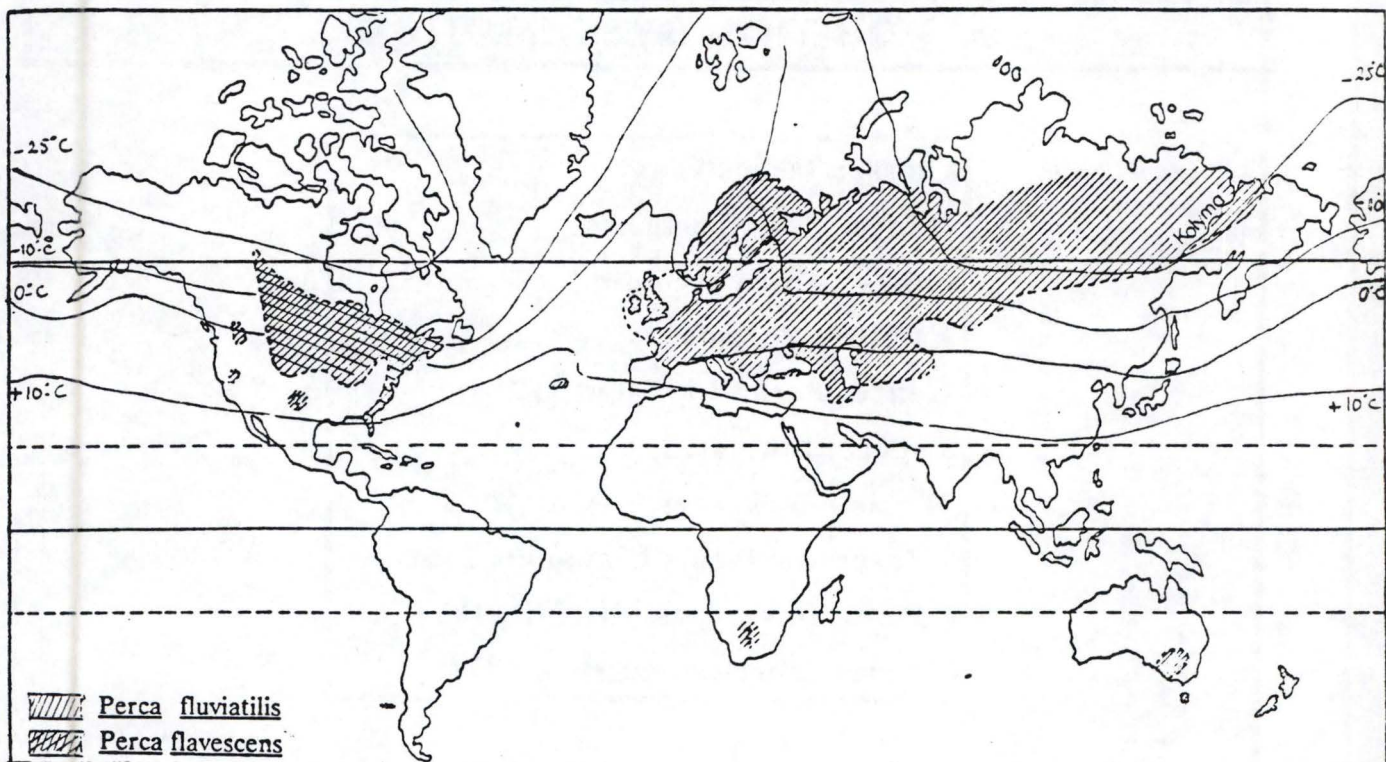


Fig.:II.2: Distribution de *P. fluviatilis* et de *P. flavescens* selon THROPE, 1977.

B. REPARTITION GEOGRAPHIQUE.

A l'ère tertiaire la perche était présente au Kazakhstan dans l'ouest Sibérien.

Au quaternaire, suite aux glaciations, les conditions climatiques sont devenues plus froides. La perche s'y est habituée et s'est étendue dans les régions propices à son installation (HOESTLAND, 1980). Des fossiles de *Perca fluviatilis* ont été trouvés sur la péninsule de Kyrchac (COLLETTE & BANARESCU, 1977).

Actuellement, *Perca fluviatilis* est dispersée dans toute l'Europe et l'Asie du Nord.

Les limites sud de son expansion sont les Pyrénées. (WEATHERLEY, 1963).

Les limites nord sont les collines et montagnes d'Ecosse et de Norvège (Voir fig.:II.2).

Elle fut introduite aux Açores, en Tasmanie, en Nouvelle-Zélande, en Australie, dans le lac Victoria, et également en Afrique du Sud (CRAIG, 1987; COLETTE et BANARESCU, 1977; WEATHERLEY 1963).

L'expansion de la perche dépend de l'oxygénation, de la salinité, de la température de l'eau ainsi que de la topographie. La perche est quant à elle localisée en Amérique du Nord à la même latitude que la perche fluviatile. Il est probable qu'un isolement géographique soit à la base de la scission des deux espèces.

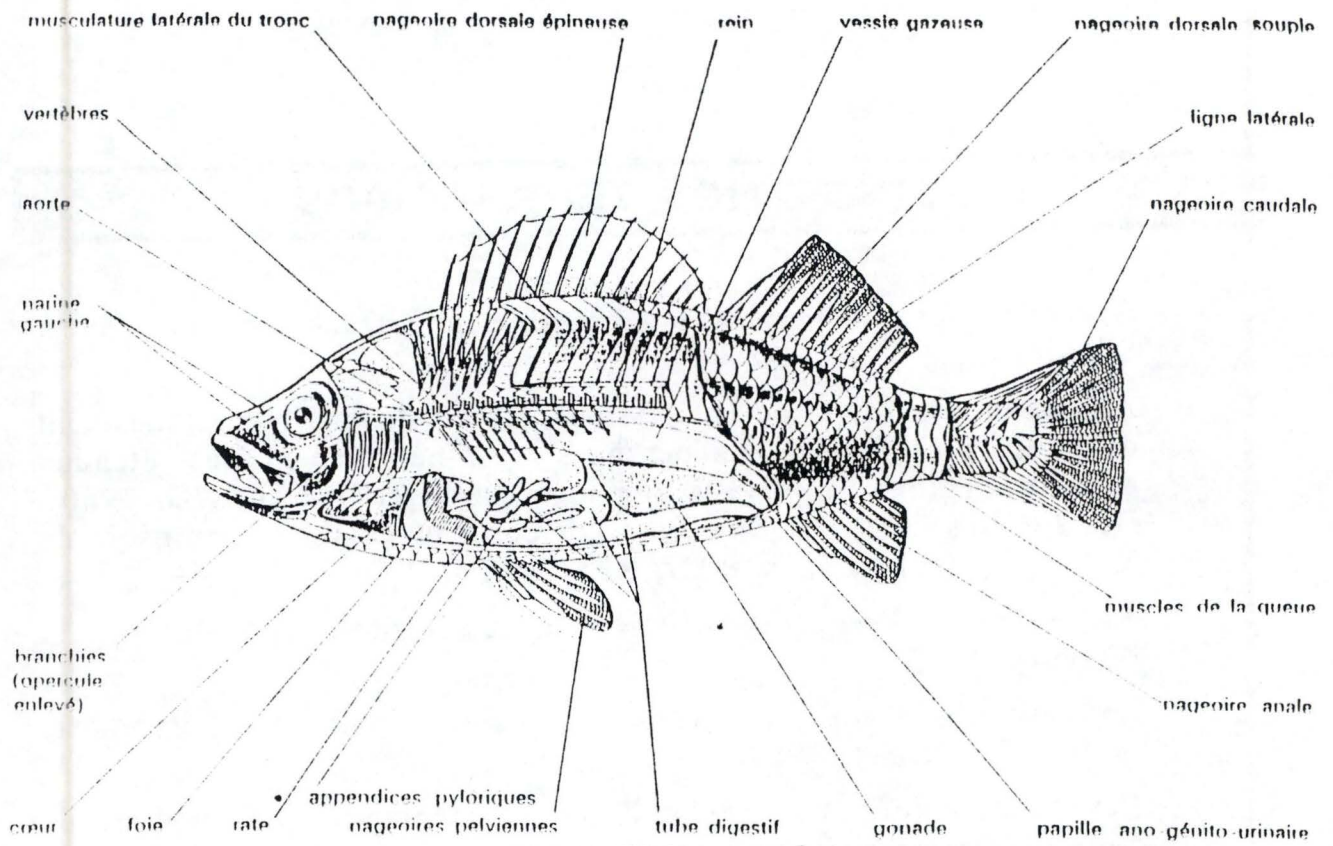


Fig.:II.3: Morphologie et anatomie générale de la perche. (Selon BARNABE, 1991).

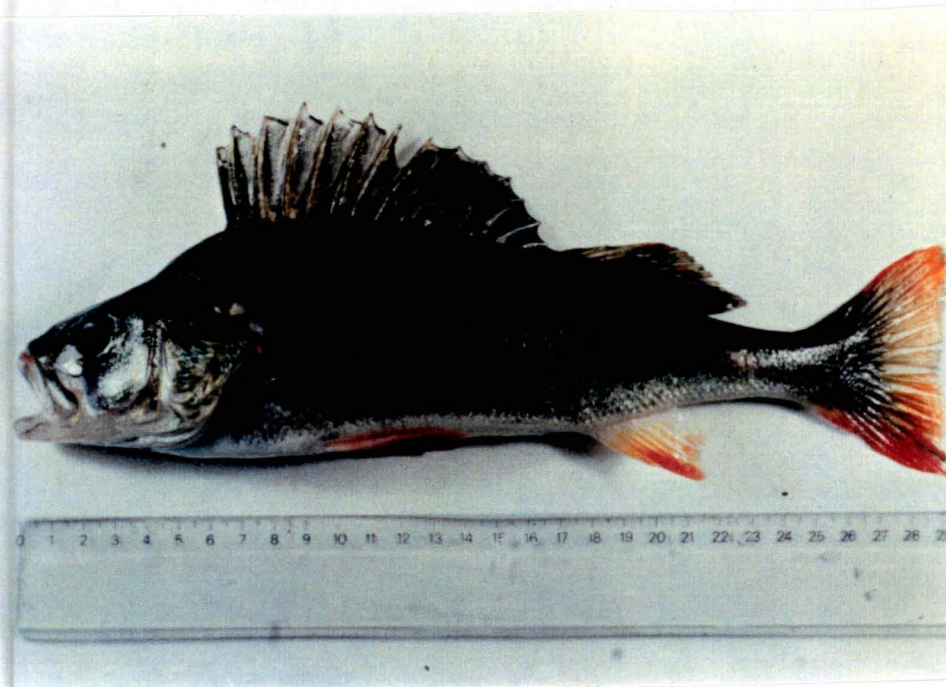


Fig.:II.4: Représentation d'une perche adulte.

C. BIOLOGIE DE LA PERCHE.

1. Morphologie.

La perche présente un corps relativement haut (SPILLMAN, 1961), la courbure du dos varie notablement selon les conditions de vie de ses différents écosystèmes (Fig.:II.3 et 4).

a) *Biométrie:*

Sa longueur: peut varier de 30 à 40 centimètres avec un maximum de 50 cm; son poids se situe entre 0,3 et 0,5 Kg ; mais atteint parfois 1 voire 2 Kg. Isolément, son poids peut atteindre 4 et même 5 Kg.

b) *Dentition:*

La tête se termine par une bouche bien dentée: les dents sont filiformes et en bande. Elles sont localisées sur les os pré maxillaires, palatins, ectoptérygoïdes, pharyngiens, vomériens et dentaires. La perche n'a pas de canine; sa bouche est grande et comporte une langue.

c) *Nageoires:*

Les deux nageoires dorsales sont bien séparées l'une de l'autre. La première est formée de 13 à 15 rayons épineux et porte une tache noire postérieure caractéristique; la seconde est généralement plus courte. Les nageoires pelviennes, pectorales, anales, caudales sont jaune-orange à rouge.

d) *Coloration:*

La coloration varie selon l'habitat. Elle est due à des chromatophores qui contiennent des pigments qui peuvent être (FUJII, 1969, cité par CRAIG, 1987):

- orange-jaune: caroténoïde-flavine ou
- noirs: mélanine

et qui proviennent souvent de l'alimentation (CRAIG, 1987).

La présence d'iridocytes (contenant des cristaux de guanine) permet la réflexion de la lumière et donne un aspect irisé à la peau.

La coloration du corps de la perche peut varier du gris-vert au jaune. Les flancs sont caractérisés par 5 à 9 raies noires; le ventre est plutôt clair.

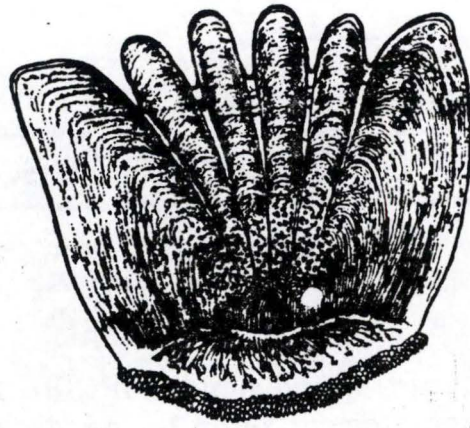


Fig.:II.5: Ecaille de perche (CRAIG, 1987).

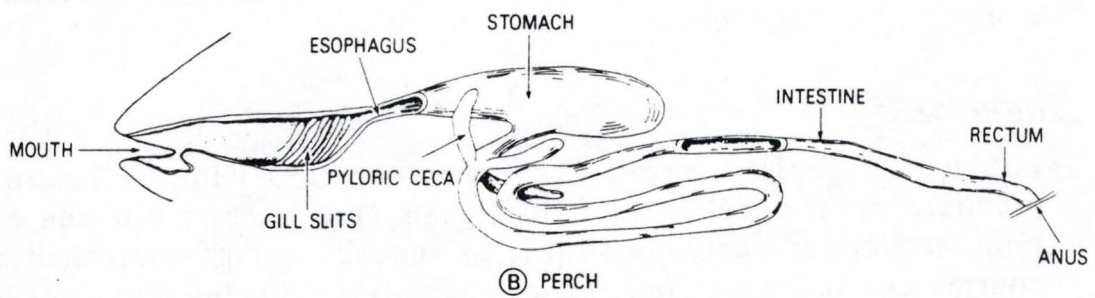


Fig.:II.6: Structure du canal alimentaire chez la perche. (ROMMER, 1962).

e) Ecailles:

La perche possède de 56 à 77 écailles le long de sa ligne latérale; ses écailles sont cténoïdes c'est à dire qu'elles sont formées de dents sur la partie postérieure.(Fig.:II.5).

f) Squelette:

Le squelette de la perche est massif et contient de 41 à 43 vertèbres (SPILLMAN, 1961); l'opercule est garni d'une épine (MÜUS et DALSTRÖM, 1981).

g) Système digestif:

La perche possède un système digestif de poisson carnivore (Fig.:II.6):

- l'oesophage est court et connecte le pharynx avec l'estomac;
- l'estomac allongé permet d'avaler des proies presque aussi grandes qu'elle. Il est bordé par une rangée de muscles circulaires et longitudinaux.
- L'intestin est court et comporte, en sa partie antérieure, trois poches aveugles: les *caeca* pyloriques. La région antérieure dorsale de l'intestin reçoit quatre à six vésicules biliaires.

La paroi intestinale est formée d'un épithélium constitué de cellules muqueuses et cellules épithéliales.

L'intestin, selon la nature de l'épithélium, est divisé en trois parties (NOAILLAC et al, 1973):

- antérieure: où se déroule l'absorption des lipides,
- moyenne: où se passe la pinocytose des protéines,
- postérieure (formée de courtes microvillosités).

Remarque: Chez la perche, des cellules en bâtonnets de nature sécrétoire ont été décelées dans la muqueuse de l'estomac, dans les caeca et dans la région antérieure de l'intestin.

2. Reproduction.

Le cycle de maturation des gonades est annuel et nécessite une période froide qui, pour *Perca flavescens*, doit durer 160 degrés-jours avec une température inférieure à 10°C (HOKANSON, 1977).

Le frai se déclenche au moment du réchauffement printanier. Toute augmentation de température est susceptible de déclencher le frai; il peut se produire à des températures comprises entre 6 et 25°C selon les conditions (DALIMIER et al, 1982). Sous nos latitudes, entre 8 et 16°C, le frai débute généralement vers la mi-mars et dure 7 semaines

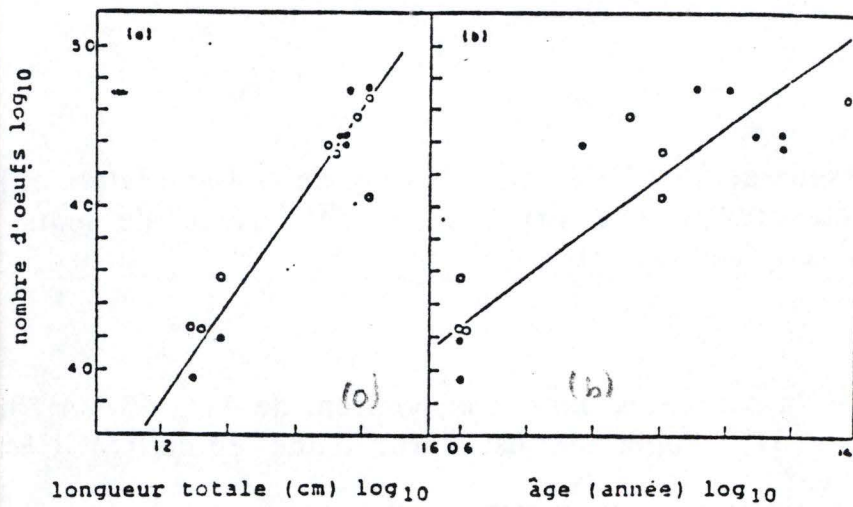


Fig.:II.7a: -1 Relation entre le nombre d'oeufs et la longueur de la perche (cm) (*P.fluviatilis*).-2 Relation entre le nombre d'oeufs et l'âge.

| Auteurs | Nombres d'oeufs |
|-----------------------------|-----------------|
| THORPE (1977) | 950-210.000 |
| CRAIG (1974) | 1.900-30.500 |
| WILLEMSSEN (1977) | 20.000-87.000 |
| HOESTLANDT (1980) | 1.000-32.000 |
| TREASURER (1981) | 950-210.000 |
| MALSERVISI et MAGNIN (1968) | 10.400-36.900 |
| STERBA (1975) | 200.000 |

Fig.:II.7b: Fécondité de la perche (*P. fluviatilis*).

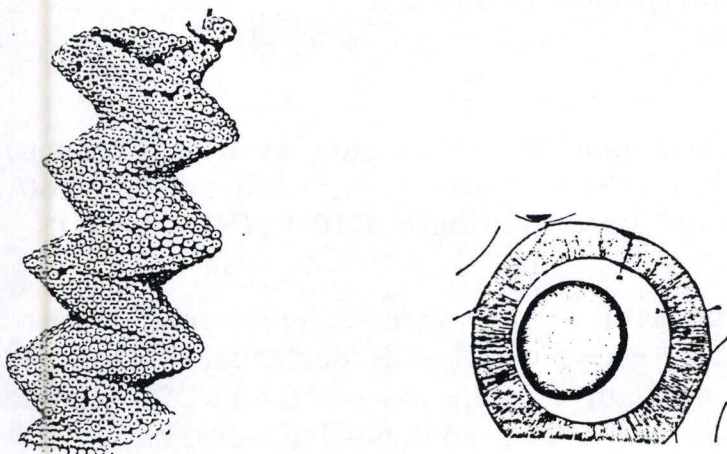


Fig.:II.8: -1 Structure de la ponte de perche (*P.flavescens*). -2 Coupe transversale d'un oeuf de perche. (MANSUETTI, 1964).

(HOESTLANDT, 1979). Il se déroule avec plusieurs mâles pour une seule femelle; chez *Perca flavescens*, de 2 à 25 mâles pour une seule femelle.

A l'heure actuelle, la reproduction semi-naturelle ou artificielle de la perche est relativement bien maîtrisée pendant la période normale:

- par injection intrapéritonéale d'extrait hypophysaire de carpe à raison de 1 mg/kg.
- par injection d'hormones gonadotrope GTH à raison de deux injections de 230 UI/kg à 24 heures d'intervalle (GOUBIER, 1989)

a) L'âge et la taille de première maturité:

Il est plus précoce chez les mâles que chez les femelles; chez la perchaude:

- mâles: de 0+ à 2+ pour les sujets d'une taille comprise entre 5 et 12 cm.
- femelles: de 2+ à 3+ pour les sujets d'une taille comprise entre 12 et 18 cm (THROPE, 1977).

Chez nous, l'âge de première maturité est:

- mâles: 0+ (environ 7,7 cm).
- femelles 1+ (environ 11,7 cm) (HOESTLAND, 1979).

b) La fécondité:

Il faut distinguer 2 types de fécondité:

- la fécondité absolue : c'est le nombre moyen d'ovules par femelle (juste avant la ponte).
- la fécondité relative: c'est le nombre d'ovules par unité de poids corporel de la femelle.

La fécondité absolue est liée à l'âge et donc à la taille du poisson (Fig.:II.7a) (PAPAGEORGIOU, 1977).

Chez la perchaude, la fécondité relative oscille entre 79 et 223 oeufs par grammes de femelle. (CLUGSTON et al, 1978).

Pour la Perche fluviatile (*Perca fluviatilis*), la fécondité relative oscille entre 130.000 et 140.000 oeufs par kilo de femelle pour une taille inférieure à 160 mm (GOUBIER, 1989).

Selon les auteurs, la fécondité varie très fortement et diminue avec l'âge de la femelle (Fig.:II.7b).

Note: le sperme contient de 4 à $13 \cdot 10^{10}$ spermatozoïdes par ml; son pH est de 8,5 et sa pression osmotique est égale à 316,7.

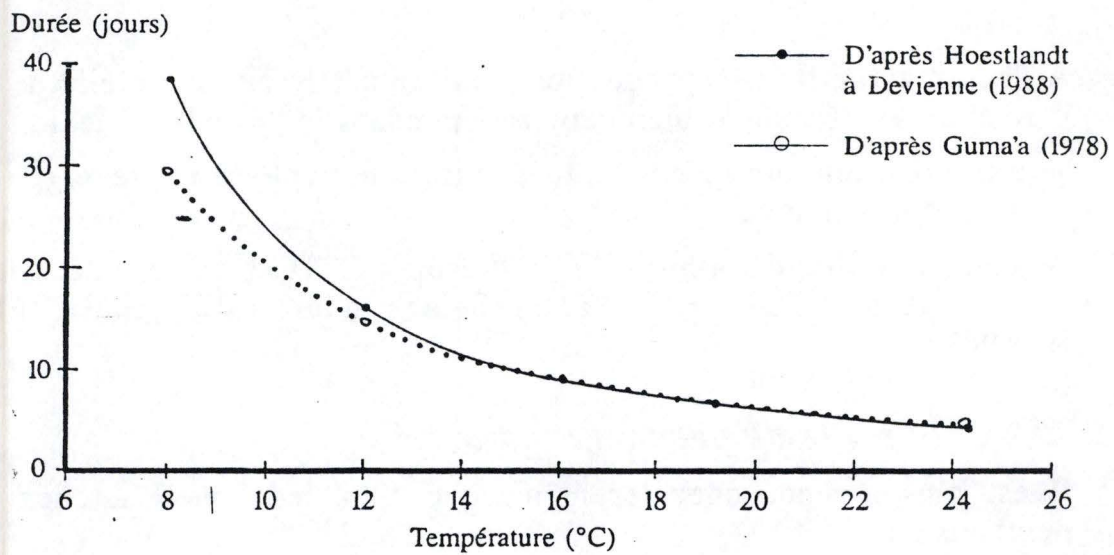


Fig.:II.9: Relation entre la température et la durée d'incubation chez *P. fluviatilis*.

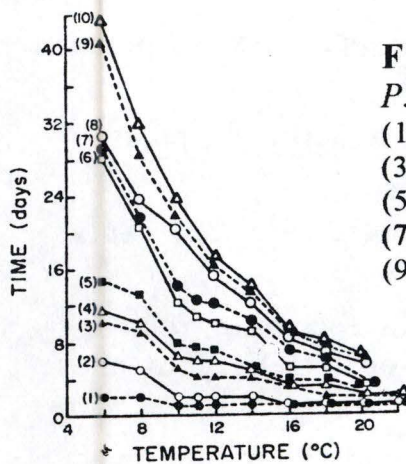


Fig.:II.10: Effet de la température sur le développement *P. fluviatilis*:

- (1) Stade Blastula complète.
- (2) Stade Gastrula complète.
- (3) Jeune embryon.
- (4) Stade queue libre.
- (5) Embryon libre.
- (6) Début de la pigmentation.
- (7) Eclosion.
- (8) 10% d'éclosion.
- (9) 50% d'éclosion.

- (10) 90% d'éclosion. (CRAIG, 1987).

c) *Les oeufs:*

Ils sont déposés sur de la végétation submergée (macrophyte) ou sur des débris à une profondeur de 0 à 3 m (COLETTE et al, 1977).

Les oeufs sont reliés entre eux par une gaine gélatineuse qui permet une protection contre les chocs mécaniques et les prédateurs.

La présence d'un canalicule entre les oeufs facilite l'accès aux spermatozoïdes et permet la circulation de l'eau entre ceux-ci ce qui assure donc une bonne oxygénation.

De couleur ambre, les oeufs ont une membrane épaisse entourée d'une couche adhésive: la *zona radiata* (Fig.:II.8).

Leur taille varie:

- pour la perche fluviatile:
 - de 1 à 2 mm avant la fécondation;
 - de 1,9 à 2,8 mm après la fécondation;
- pour la perchaude:
 - de 1,6 à 2,1 mm avant la fécondation;
 - de 1,7 à 4,5 mm après la fécondation.

ELDRIDGE et al (1982) démontre que la taille des oeufs de Striped bass (*Morone saxalitis*) influence la première période de croissance. Les larves issues des plus petits oeufs montrent une croissance plus lente.

d) *Incubation:*

La durée d'incubation des oeufs est liée à la température par une relation hyperbolique (Fig.:II.9) et s'exprime en degrés-jours par la relation:

$$H = D.(T_i - T_{min}) \text{ où:}$$

- ♦ D: durée d'incubation (en jours).
- ♦ T_i : température d'incubation (en °C).
- ♦ T_{min} : température minimale pour obtenir le développement (en °C).

Chez la perche, la maturation des oeufs exige de 130 à 270 degrés-jours (Fig.:II.10) (DALIVIER et VOSS, 1982).

3. Embryogénèse.

Le développement embryonnaire varie en fonction de la température de l'eau (Fig.:II.11) (GUMA'A, 1978).

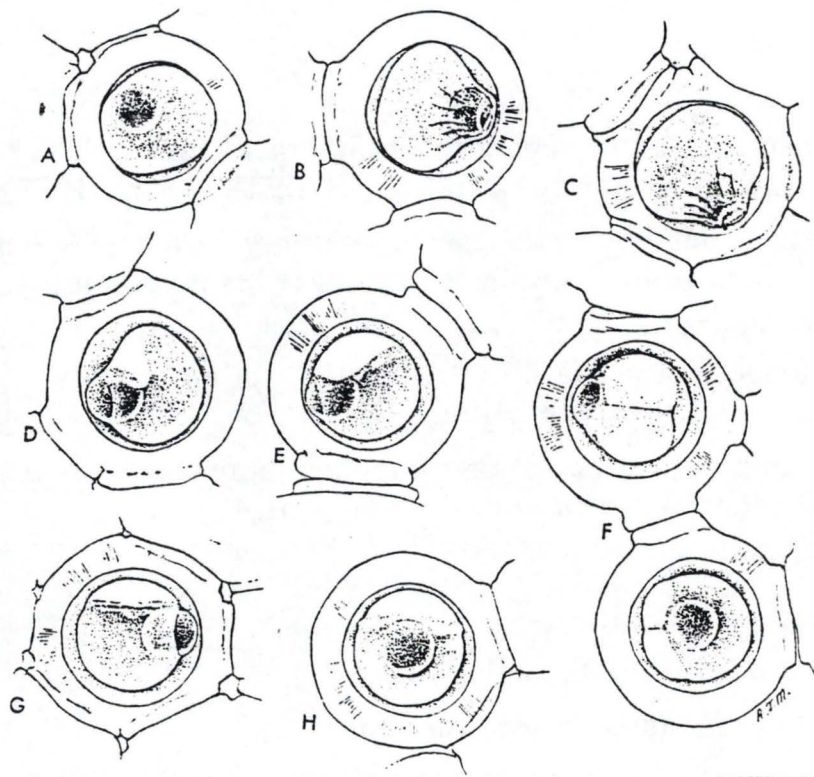


Fig.:II.11: Stades précoces de développement chez *P. flavescens*, oeufs récoltés le 10/5/55 et élevés en conditions expérimentales. (MANSUETI, 1984).

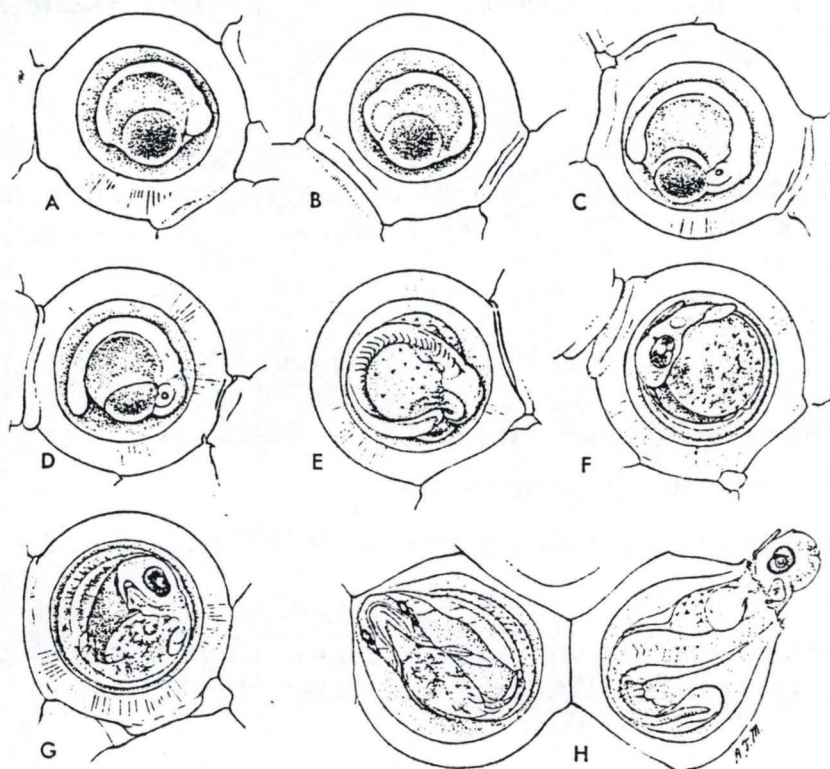


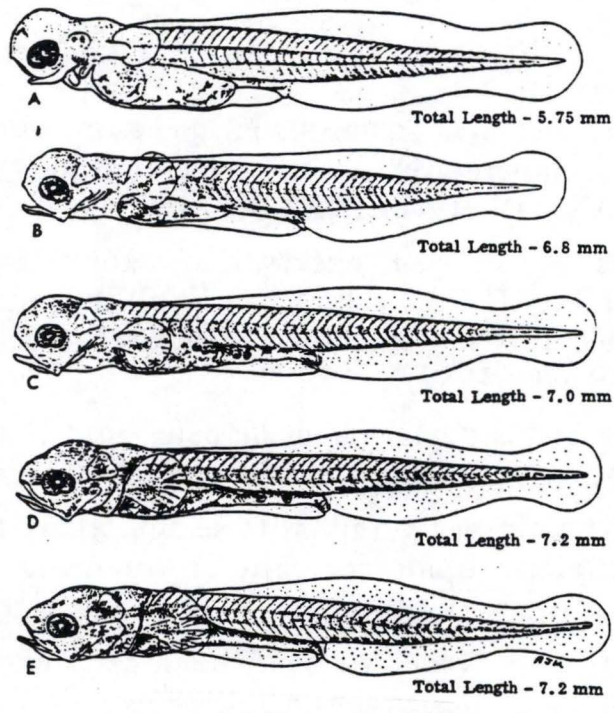
Fig.:II.12: Stades tardifs de développement chez *P. flavescens* (MANSUETI, 1984).

Le temps de développement d'un stade à l'autre diminue avec l'augmentation de température. Chez la perchaude cela a été démontré par HOKANSON et KLEINER (1974).

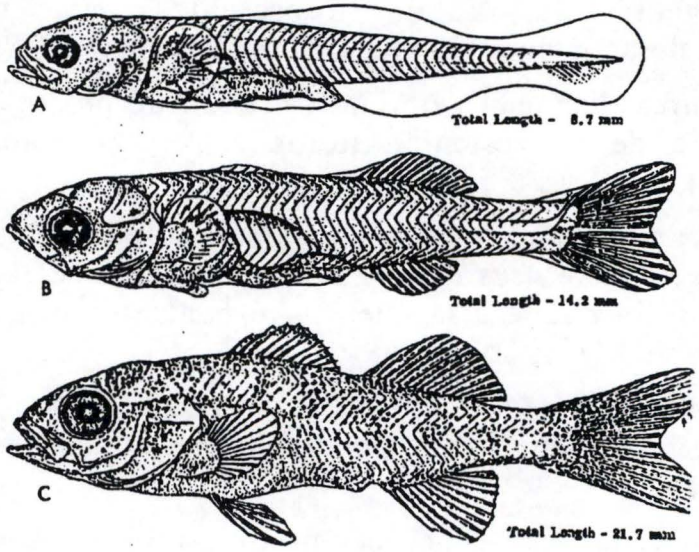
- Après la fécondation: on peut observer une gouttelette lipidique (la tache sombre Fig.:II.11A) à l'intérieur du vitellus; elle sert de réserve finale une fois la vésicule vitelline résorbée (CHEVEY, 1925, cité par CRAIG, 1987).
- Après 14 minutes: il y a déplacement de cette gouttelette lipidique et refoulement du vitellus (Fig.:II.11B).
- Après 30 minutes: les tissus germinatifs se sont épaissis près de la zone de la gouttelette lipidique; celle-ci émerge alors hors du vitellus (Fig.:II.11D).
- Après 5 heures: il y a clivage de l'oeuf: deux cellules apparaissent (Fig.:II.11F).
- Après 21 heures: la blastula se présente comme un anneau germinal en dessous duquel apparaît le blastocoele (Fig.:II.11G).
- Après 29 heures: l'anneau germinatif grandit de près d'un tiers de la périphérie de la vésicule vitelline; c'est le stade gastrula (Fig.:II.11H).
- Après 3 à 6 jours: l'embryon se développe autour du centre de la vésicule avec la tête près de la gouttelette lipidique. Les somites se forment de la nuque à la queue. Au centre se trouve la crête neurale (Fig.:II.12A à: 1D).
- Au 6^{ème} jour: l'extrémité de la queue se libère du sac vitellin, le sac s'allonge dans un axe perpendiculaire à celui de l'embryon (Fig.:II.12E).
- Au 11^{ème} jour: les bourgeons pectoraux, la vésicule auditive, la nageoire caudale, se développent. Un certain nombre de mélanophores en forme d'étoiles recouvrent la vésicule et une partie du corps de la larve.
- Au 14^{ème} jour le développement des organes est bien avancé; la bouche est large et les branchies sont formées. Une pigmentation apparaît dans le quadrant antérieur et postérieur de l'oeil.
- Au 16^{ème} jour: le coeur est visible, les pectorales sont bien développées, les myotomes sont complets et la queue se recourbe autour de la tête (Fig.:II.12F).
- Au 24^{ème} jour la bouche est formée (Fig.:II.12G).
- Au 27^{ème} jour la larve éclos (Fig.:II.12H).

4. Développement larvaire.

La taille d'une larve à l'éclosion est très variable et dépendante de l'environnement.

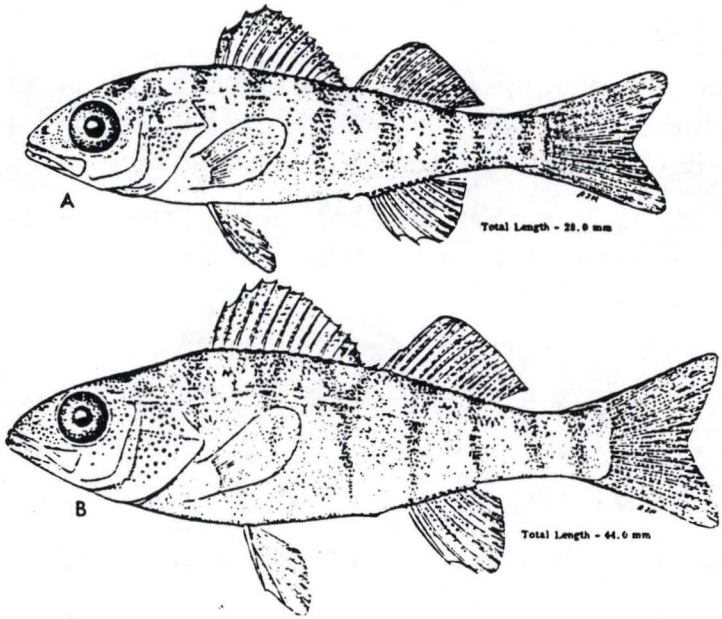


13



A. J. MANSUETI

14



15

Fig.:II.13, 14, 15: Stades de développement larvaires chez *P. flavescens*. (MANSUETI, 1984).

Les données de KONSTANTINOV (1957) sur la perchaude (*Perca flavescens*) montrent:

- pour le Lac Volga, Delta une taille à l'éclosion de 4 à 4,95 mm;
- pour le Deep Lac, une taille à l'éclosion de 6,1 à 6,2 mm.

Pour les données collectées en littérature, on observe chez la perchaude, une large variation de la taille des larves à l'éclosion; elle s'échelonne de 4,07 à 6,6 mm.

La larve depuis l'éclosion jusqu'au stade de prise de nourriture exogène se dénomme une PROLARVE (CRAIG, 1987).

A l'éclosion (Fig.:II.13A), la tête est bien séparée du sac vitellin qui contient en sa partie antérieure la gouttelette d'huile. La nageoire dorsale est continue; les nageoires ne sont pas bien individualisées, le coeur est visible dans le sac péricardique.

Lorsque la résorption de la vésicule commence (Fig.:II.13B), la bouche devient fonctionnelle mais aucune ingestion n'a été observée.

A environ 7 mm, la larve commence une nutrition active bien qu'il lui reste encore des réserves (Fig.:II.13C).

La tête commence à s'alonger et à s'aplatir (Fig.:II.13D); elle prend la forme caractéristique d'une postlarve.

La pigmentation s'accroît principalement au niveau de la tête et sur la vessie natatoire. Quelques mélanophores sont dispersés sur le corps. Des lignes d'ossification sont visibles le long de la notocorde.

Le poisson est considéré comme POSTLARVE à partir du moment où toute la vésicule est résorbée et jusqu'à ce que les nageoires s'individualisent.

Chez la postlarve (Fig.:II.14A) les nageoires sont encore indifférenciées; seules les nageoires caudales commencent à s'individualiser.

Des petites dents apparaissent sur le maxillaire. Les pigments le long de la ligne latérale sont réguliers.

Vers 14 mm (Fig.:II.14B), le poisson peut être considéré comme juvénile malgré que tous les rayons épineux ne soient pas encore formés.

Les dents sont visibles sur chaque mâchoire; après ce stade, (vers 21,7mm, les bandes latérales commencent à apparaître (Fig.:II.14C).

Le juvénile de 49mm achève complètement sa formation osseuse et la formation de ses nageoires. La configuration acquise est semblable à celle de l'adulte (Fig.:II.15B).

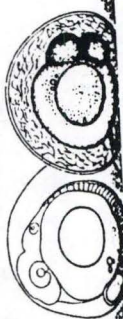
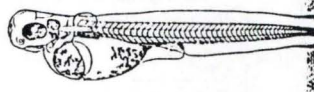

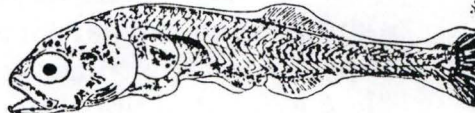
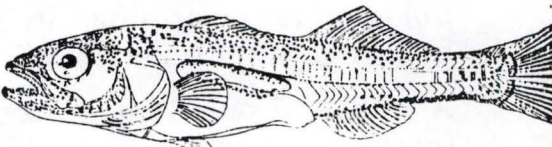
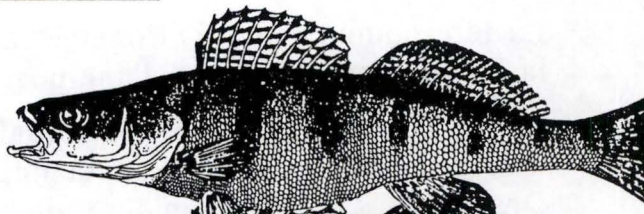

| <i>period</i> | <i>phase</i> | |
|---------------|--------------------|--|
| EMBRYONIC | cleavage egg |  |
| | embryo |  |
| | eleutheroembryo |  |
| LARVAL | protopterygiolarva |  |
| | pterygiolarva |  |
| JUVENILE | juvenile |  |
| ADULT | adult |  |
| SENESCENT | senescent | |

Fig.:II.16: Noms du *Stizostedion* sp. (Percidae) dans des intervalles successifs de l'ontogenèse (Balon, 1975).

5. Classification des périodes ontogéniques.

(selon BALON, 1975) (Fig.:II.16).

a) La période embryonnaire peut être divisée en trois:

- la phase de clivage: c'est à dire depuis le début du développement de l'embryon jusqu'au commencement de l'organogénèse;
- la phase embryonnaire: pendant laquelle se déroule l'organogénèse;
- la phase éleuthero embryonnaire qui commence à l'éclosion et dure jusqu'au moment où la vésicule est résorbée et quand le poisson se nourrit de manière exogène.

b) La période larvaire peut être divisée en deux:

- la phase protoptérygiolarvaire: depuis le stade de nutrition exogène jusqu'au commencement de la différenciation des nageoires médianes paires;
- la phase ptérygiolarvaire: depuis la fin de la phase précédente jusqu'à la différenciation des nageoires impaires et la différenciation complète des nageoires.

Avec la métamorphose, la période larvaire se termine. Le squelette axial est ossifié et les nageoires sont différenciées.

Chez les juvéniles, les caractères anatomiques et morphologiques sont similaires à ceux des adultes excepté pour les organes reproducteurs.

D. EXIGENCES ECOLOGIQUES.

1. Habitat.

La perche vit dans des écosystèmes très variables; depuis les secteurs supérieurs des ruisseaux et rivières jusqu'aux étangs et lacs des barrages. Elle se plaît surtout dans les zones oligosaprobies, dont la teneur en N organique est inférieure à 1mg/l et où la concentration en O₂ est voisine de la saturation (DAJOZ, 1985). Elle affectionne principalement les endroits envahis de végétation comportant des arbres ou des racines immergées. En effet, sa coloration rayée la prédispose à se dissimuler dans les zones ombragées.

Lorsque des perches sont éloignées de leurs sites de vie originels, elles montrent un comportement de homing. La distance de migration est de 10 à 20km (LIND, 1977, cité par LEROY, 1987).

Selon les saisons, les perches migrent verticalement:

- en hiver: migration en profondeur où les eaux sont plus chaudes;
- en été: les grands individus préfèrent les eaux moins chaudes et plus oxygénées tandis que les juvéniles se positionnent le long des berges et se réfugient dans les plantes aquatiques (KOKER et SUKOP, 1984).

2. Comportement social.

D'après BRUYLANT et al (1986), les vieux poissons sont solitaires; les jeunes sont, par contre, plutôt grégaires.

En trop grande densité, les contacts sociaux augmentent ce qui stimule l'agressivité, accélère les dépenses énergétiques, et engendre une mauvaise utilisation de la nourriture. On assiste alors à une diminution de croissance c'est à dire: pseudonanisme.

Dans des lacs surpeuplés aux Pays-Bas , on a observé des perches adultes de 13 à 15cm.

Le cannibalisme est aussi une conséquence d'une densité trop élevée; la prédation augmentant, l'activité des prédateurs est favorisée.

3. Température.

La perche fluviatile a un optimum de température qui varie entre 22 et 28°C. Au delà de 35,9°C, la perche meurt (CRAIG, 1987).

Selon Mc CORMICK (1976), les juvéniles de perchaudes nourris *ad libitum* et maintenus à une température constante grandissent mieux à une température comprise entre 26 et 30°C, avec un optimum à 28°C.

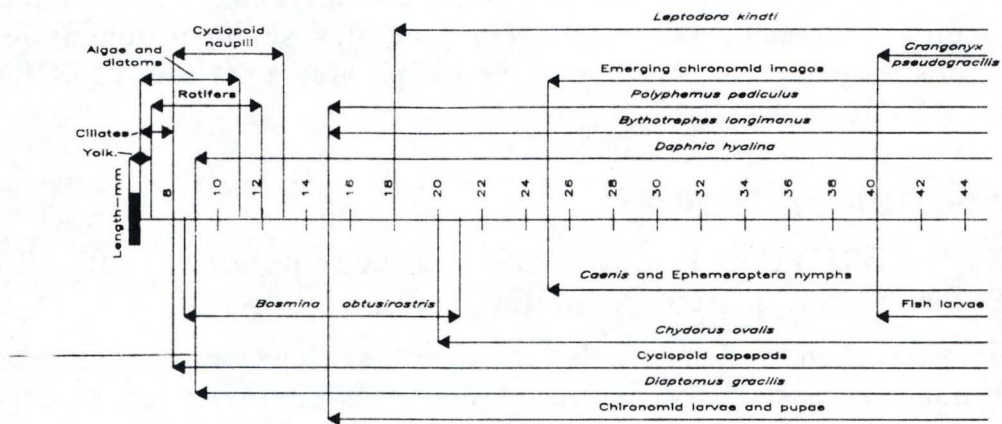


Fig.:II.17: Evolution des proies ingérées au cours du premier été pour des Perches (*Perca fluviatilis*) du lac Windermere en Angleterre, selon GUMA'A(1978).

4. pH et oxygène.

Ces deux facteurs sont, en réalité, peu étudiés chez la perche fluviatile.

Pour un pH de 5, en condition expérimentale, RASK (1984) cité par CRAIG (1987) a noté des effets négatifs sur le développement des larves de *Perca fluviatilis*. Un pH de 4 est létal. Un pH neutre est optimal pour assurer un bon développement larvaire.

Dans le milieu naturel, où d'autres ions influencent les chances de survie de la larve, un pH inférieur à 5,1 peut être mortel si les conditions acides sont présentes pendant plus de 48 heures (HILDEN et HIRVI, 1987).

JONES (1964) cité par CRAIG (1987) indique que la perchaude peut supporter des concentrations en O₂ de 1,1 à 1,3 mg/l pour une température de 16°C.

Pour les larves une concentration plus élevée est nécessaire. Afin d'obtenir une bonne croissance, la larve exige une concentration en O₂ de 10mg/l avec une température de 20 degrés (DALIMIER et al, 1982).

5. Régime alimentaire en milieu naturel.

L'alimentation est un facteur écologique important qui intervient en agissant sur le taux:

- de croissance,
- de longévité,
- de fécondité et
- de mortalité.

a) Alimentation des larves:

La première source d'énergie pour les larves à l'éclosion est le vitellus. FORES et al (1988) montrent que le statut nutritionnel de la mère intervient dans la composition du sac vitellin.

Les larves de perche peuvent commencer à se nourrir avant la fin de la résorption vitelline (GOUBIER, 1990).

Pendant le premier mois de leur existence, les larves montrent une grande variabilité de comportement alimentaire (CRAIG, 1987).

Ceci correspond aux modifications du tube digestif qui ont lieu pendant ce premier mois.

Au début, les jeunes larves sont planctophages. Au windermere (Grande Bretagne) des algues de type diatomées et des protozoaires de type *Infusoria* constitueraient leur principale nourriture.

Selon leur disponibilité, des ciliés, des rotifères, des nauplii de cyclops ainsi que des cladocères peuvent faire partie du régime

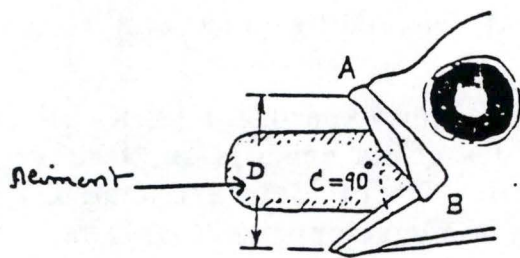


Fig.:II.18: Mesure de la taille de la bouche.

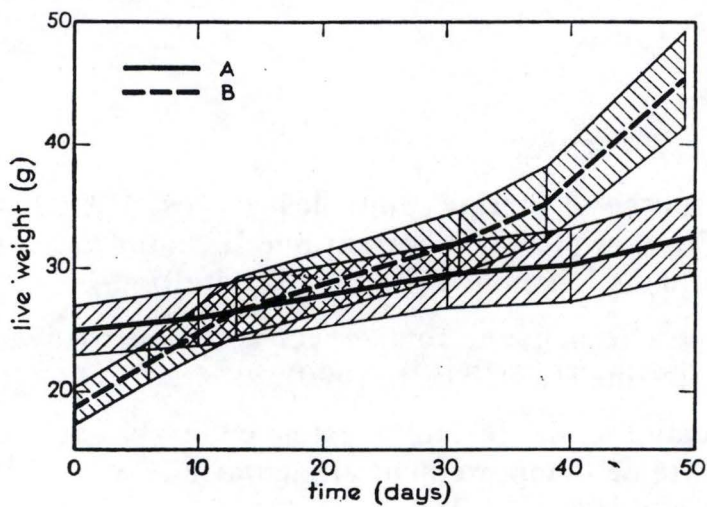


Fig.:II.19: Croissance moyenne du poids du corps de la perche alimentaire avec : A. des tubificidae et B. *Leucaspis delineatus* D'après JEZIERSKA, 1974.

alimentaire (Fig.:II.17).

SIEFERT (1972) observe que les larves de *Perca flavescens* se nourrissent au départ de rotifères *Polyarthra*.

Pendant cette courte période, les larves ont une trop petite bouche et une nage trop lente pour attraper des proies très mobiles (THROPE, 1977). La proie doit se trouver au voisinage de la bouche et ne doit pas dépasser une certaine taille (inférieure à 1 mm) (GOUBIER et MARCHANDISE, 1990).

La taille de la bouche peut être donnée par la formule: (Fig.:II.18)

$$D = \sqrt{2}.A.B \text{ où:}$$

- ♦ D: largeur de la bouche ouverte à 90°.

Progressivement, le petit zooplancton va être remplacé par du plus gros tel que les copépodes *Bythotrephes* et *Leptodora*. Les larves se nourrissent à l'aurore ainsi qu'au crépuscule; elles se déplacent pour suivre le mouvement du zooplancton.

Lorsque les larves atteignent une taille d'environ 15mm, les crustacés zoo planctoniques ne suffisent plus. Si d'autre proies plus grosses ne sont pas présentes à ce moment, il y aura cannibalisme. La transition vers les invertébrés benthiques est lente chez la perche et est liée aux disponibilités.

Il est connu que les Percidés, tant qu'ils se développent, passent du zooplancton vers du zooplancton plus large et, ensuite, vers le poisson pour maintenir leur efficacité de conversion alimentaire à un taux élevé (KERR et RYDER, 1977 cité par KENNETH et al, 1986).

b) Alimentation des adultes:

La perche est un prédateur facultatif (COLETTE et al, 1977). Lorsque les conditions sont optimales, les perches se nourrissent principalement de petit poisson. D'après ALLEN (1935), les trois sources d'espèces retrouvées dans l'estomac sont:

- les vairons,
- les épinoches et
- les perches.

L'épinoche étant la plus consommée. Des gardons, des grémilles et des rotengles peuvent également faire partie de leur proies.

Les perches ne sont jamais entièrement ichtyophages, elles sont généralement ichtyobenthophages. Une perche alimentée avec du poisson présente une croissance plus importante qu'une perche de même âge alimentée avec des invertébrés (Fig.:II.19). D'après JEZIERSKA (1974), 90% des perches à croissance rapide contiennent du poisson et dans seulement 23% des estomacs de

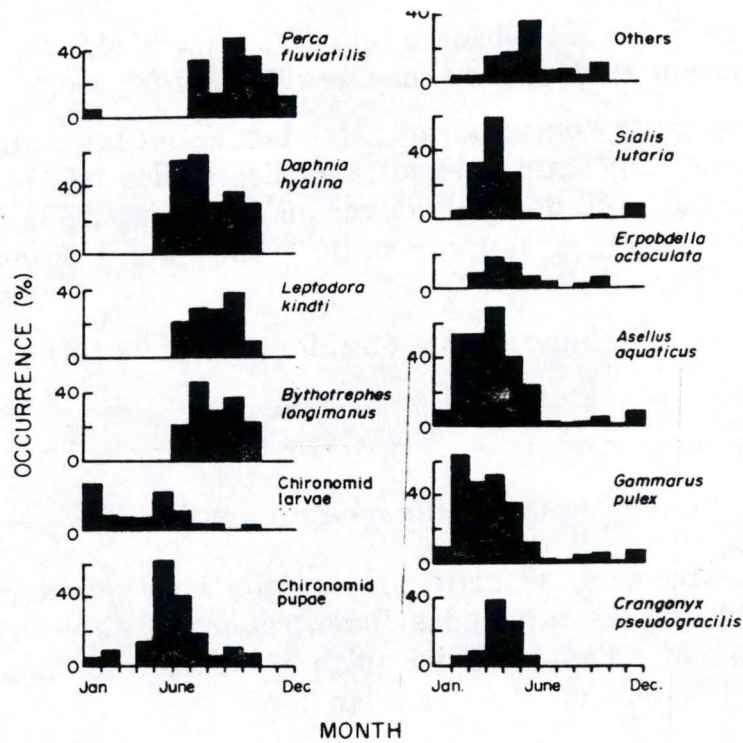


Fig.:II.20: Histogramme de fréquence de taille des petites perches, *P.fluviatilis*, du Windermere pour chaque mois d'été, d'automne et d'hiver. (CRAIG, 1987).

perche à croissance lente, on retrouve du poisson (POPOVA, 1960).

Le régime alimentaire semble varier en fonction des saisons (Fig.:II.20). Durant l'hiver, les aliments retrouvés dans l'estomac sont principalement constitués d'aselles *Asellus aquaticus*.

Remarque: La quantité de nourriture ingérée par les Percidés est contrôlée par différents facteurs:

- la densité des proies,
- la température,
- le stade physiologique du poisson.

c) Comportement alimentaire:

Quand la perche sent la présence d'une proie, elle hérissé la dorsale épineuse et nage calmement vers elle. Comme la proie approche, les cavités buccale et operculaire s'élargissent; cela engendre une dépression locale qui diminue la vitesse de nage de la proie et augmente celle du prédateur. Cette succion permet la capture de la proie très facilement.

Chez le loup (*Dicentrarchus labrax*), l'acte consommatoire se décompose en plusieurs phases (Fig.:II.21) mettant en jeu un stimulus visuel (déplacement de la proie) et tactile (BARNABE, 1991). Ces phases sont:

- le repérage de la proie,
- la visée,
- l'attaque,
- la préhension,
- l'ingestion.

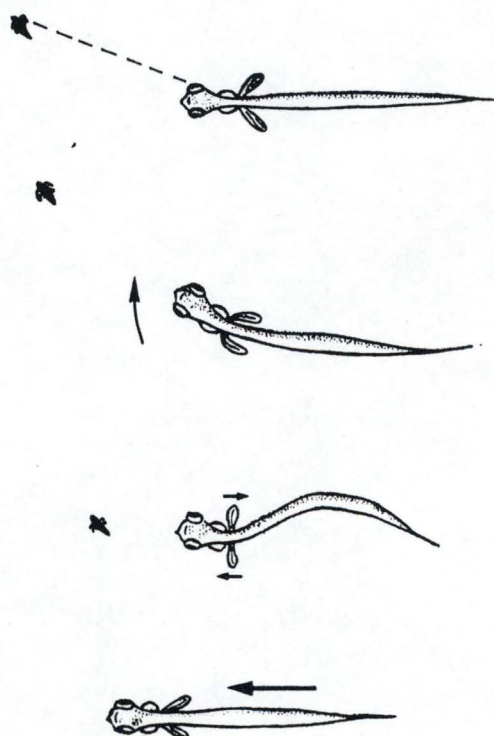


Fig.:II.21:

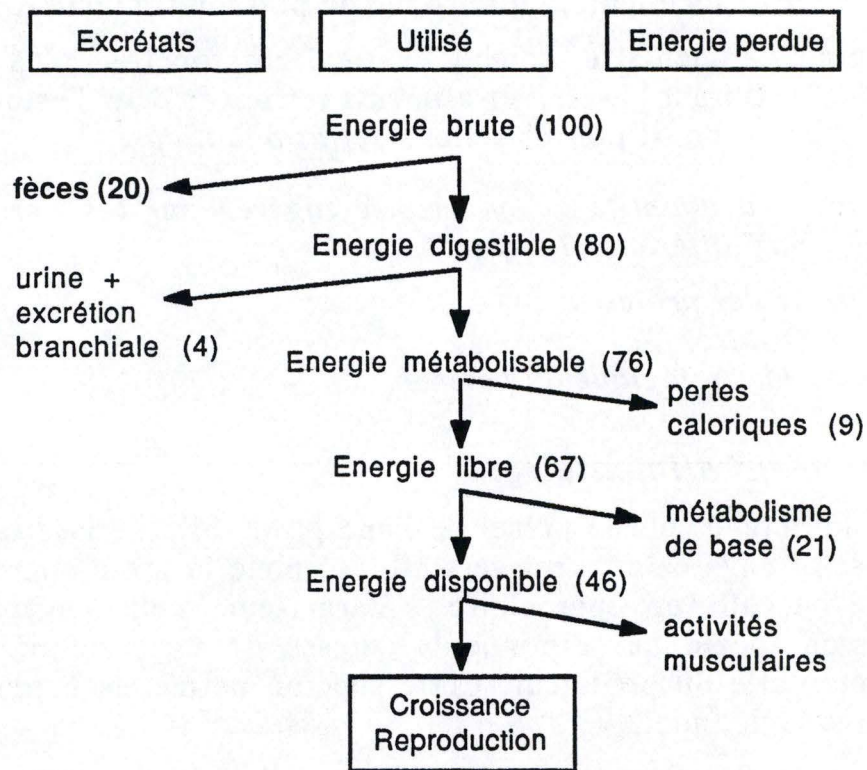


Fig.:II.22: Utilisation de l'énergie alimentaire chez la truite arc-en-ciel à une température de 15°C. (CHO, 1986).

E. BESOINS NUTRITIONNELS.

Les besoins nutritionnels des adultes et des larves sont différents puisque le canal alimentaire des larves est moins élaboré physiologiquement, morphologiquement et histologiquement que celui des adultes. Un nutriment déficient chez la larve se manifeste beaucoup plus rapidement à cause de son poids initial faible et de sa croissance pondérale rapide.

Actuellement, il y a peu de connaissances sur la nutrition des Percidés; les recherches étant limitées à des lacs ou des réservoirs.

1. Métabolisme énergétique.

L'énergie est nécessaire pour la maintenance de tout organisme. Elle est tirée de l'oxydation des molécules complexes issues de l'alimentation.

L'énergie fournie par les aliments va subir quelques pertes avant de pouvoir être utilisée par le poisson (Fig.:II.22).

L'excrétion faecale est la première source de pertes d'énergie, ces pertes varient suivant:

- les conditions environnementales. Ainsi ELLIOTT (1976), en travaillant sur la truite de mer (*Salmo trutta*) nourrie avec des *Gammarus pulex*, a remarqué que lorsque la température était de 4°C, il y avait 29% d'énergie ingérée perdue pour 20% seulement à 19°C.
- la ration alimentaire. ELLIOTT (1976) a observé qu'en augmentant la ration de gammare à une quantité proche de la ration maximale et à une température constante, la perte d'énergie augmente de 14 à 23% chez la truite de mer.
- le type d'alimentation. Les poissons carnivores se nourrissant d'invertébrés avec un exosquelette dur, perdent 17% de l'énergie ingérée, tandis que ceux se nourrissant d'invertébrés à l'exosquelette mou (*polychete*) perdent seulement 5%. Les espèces piscivores sont économes avec une perte de 6%. Les poissons herbivores, telle la carpe herbivore (*Ctenopharyngodon idella*), peuvent perdre jusqu'à 50% de l'énergie ingérée.

L'énergie digestible restante va encore subir des pertes via l'excrétion urinaire et branchiale; c'est le résultat du catabolisme des protéines.

L'énergie métabolisante est en partie consommée lors de la métabolisation des aliments: digestion, absorption, respiration. (Specific dynamic action).

L'énergie nette restante va d'abord permettre de maintenir le

| Species | Diet | Energy Budget | | | Reference |
|-------------------------------|-----------------|---------------|------|------|------------------------------|
| | | E% | M% | G% | |
| Perch ^a | <i>Gammarus</i> | 24.3 | 62.5 | 15.8 | Solomon & Brafield (1972) |
| Brown trout ^a | <i>Gammarus</i> | 31.5 | 53.3 | 15.8 | Elliott (1976) |
| Grass carp | <i>Egeria</i> | 41.7 | 8.3 | 50.0 | Stanley (1974) |
| Atlantic cod | Chopped fish | 5.3 | 72.5 | 22.2 | Edwards <i>et al.</i> (1972) |
| Bluegill ^a sunfish | Mayfly nymphs | 24.0 | 44.3 | 31.7 | Pierce & Wissing (1974) |
| Carnivorous fish | — | 27 | 44 | 29 | Brett & Groves (1979) |
| Herbivorous fish | — | 43 | 37 | 20 | Brett & Groves (1979) |

Fig.:II.23: Budget énergétique de quelques espèces de poisson appartenant à différentes chaînes trophiques. (BRETT et GROVES, 1979).

métabolisme de base, et, si la quantité d'énergie est suffisante, il y aura possibilité de croissance. Exemple chez la perche et d'autres poissons: Fig.:II.23.

En résumé: on peut écrire cette équation:

$$I = E + M + G \text{ où:}$$

- ♦ I : énergie de la nourriture ingérée,
- ♦ E: énergie perdue par l'excrétion,
- ♦ M: énergie allouée au métabolisme,
- ♦ G: énergie allouée à la croissance (BRETT et GROVES, 1979).

2. Besoins énergétiques.

Le niveau d'énergie doit être suffisamment élevé pour permettre l'entretien et la croissance.

L'apport d'énergie optimum est celui qui produit la plus grande augmentation du contenu énergétique chez le poisson par un apport faible.

Les poissons carnivores ont un besoin énergétique plus élevé que les poissons herbivores car ils consomment un haut niveau de protéines dont le catabolisme nécessite une grande quantité d'énergie.

Facteurs altérant les besoins énergétiques:

- La température: quand elle diminue, le taux métabolique diminue; il y a difficulté d'adaptation métabolique au changement de température de l'environnement.
- Le flux de l'eau: les poissons qui doivent nager à contre courant dépendent beaucoup d'énergie.
- La taille du corps: les plus petits poissons produisent plus de chaleur par unité de poids que les grands; les petits poissons doivent être nourris avec une quantité en pourcentage de la biomasse inversement proportionnelle à leur poids.
- Le niveau d'alimentation: la consommation d'oxygène augmente tout de suite après le nourrissage. (due à l'activité physique de nourrissage plus le métabolisme des nutriments)

3. Sources d'énergie.

a) Les protéines:

Les protéines représentent une source d'énergie importante: l'énergie métabolisable pour chaque gramme de protéine chez les poissons est de 4,52 Kcal. Cette énergie est plus élevée que chez les mammifères grâce au système d'excrétion des déchets sous forme d'ammoniaque

| Acide Aminé | Besoins selon l'espèce (en pourcentage de la teneur protéique) | | | | | | | Acides aminés de farines | | Acides aminés de la chair de Loup | |
|---------------|---|-------|----------|--------------------|---------|--------------|-------------|--------------------------|-------------|-----------------------------------|------|
| | Tilapia | Carpe | Anguille | Truite Arc-en-ciel | Daurade | Poisson Chat | Saumon Coho | Farine Hareng | Farine Sang | Muscle | Œufs |
| Arginine | <4,0 | 4,2 | 4 | 3,5 | <2,6 | 4,3 | 6 | 6,4 | 4,2 | 6 | 6 |
| Histidine | | 2,1 | 1,9 | 1,6 | | 1,5 | 1,7 | 2,3 | 6 | 2,3 | 2,4 |
| Isoleucine | | 2,3 | 3,6 | 2,4 | | 2,6 | | 4,3 | 1,1 | 3,7 | 4,2 |
| Leucine | | 3,4 | 4,8 | 4,4 | | 3,5 | | 7,2 | 12,7 | 8,5 | 9,5 |
| Lysine | 4,1 | 5,7 | 4,8 | 5,3 | 5 | 5,1 | | 7,5 | 8,6 | 10,1 | 7,7 |
| Méthionine | 1,7 | 3,1 | 2,9 | 1,8 | 4 | 2,3 | | 3,4 | 1,4 | 3,7 | 2,7 |
| Phénylalanine | | 6,5 | 5,2 | 3,1 | | 5 | | 5,4 | 8,1 | 6 | 6,6 |
| Threonine | | 3,9 | 3,6 | 3,4 | | 2,3 | | 4 | 4,2 | 4,8 | 5,2 |
| Tryptophan | | 0,8 | 1 | 0,5 | 0,6 | 0,5 | 0,5 | 1,1 | 1,2 | 1,1 | |
| Valine | | 3,6 | 3,6 | 3,1 | | 3 | | 6 | 8,7 | 4,2 | 5,3 |

Fig.:II.24: Besoins en acides aminés de divers poissons et teneurs comparées de divers produits. (NEW, 1987).

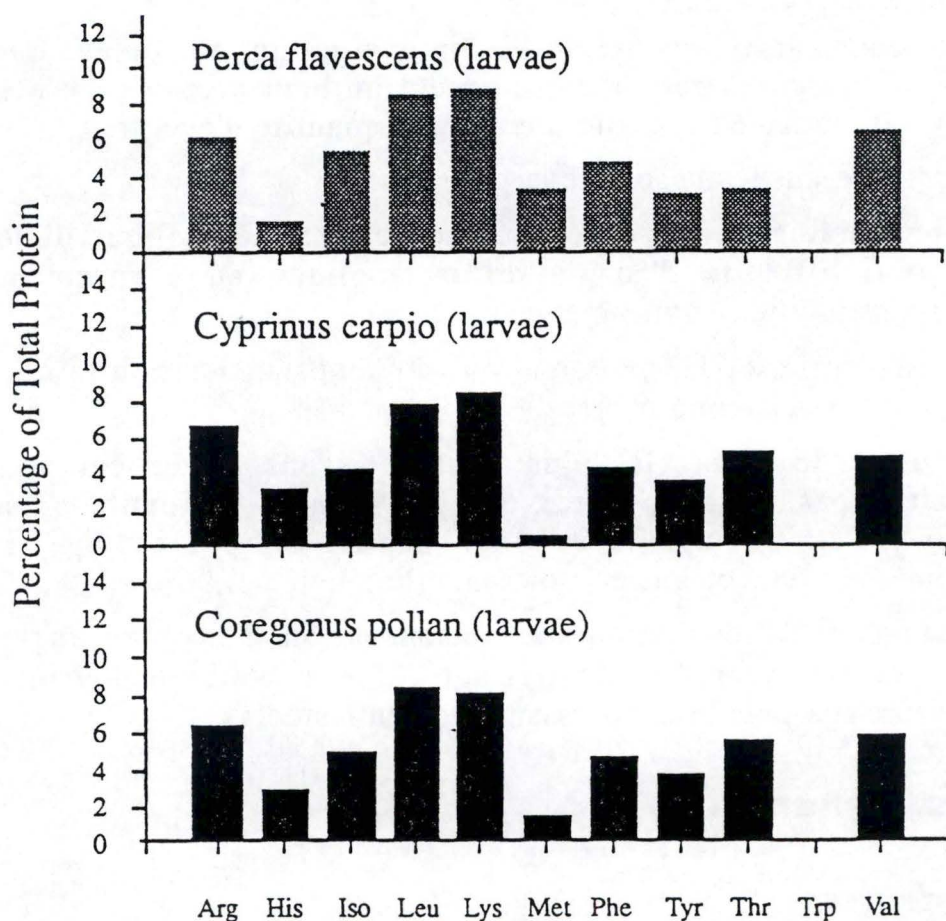


Fig.:II.25: Pourcentage relatif de chaque acide aminé essentiel présent chez les larves de trois espèces différentes. (DABROWSKI, 1992).

(dont la synthèse requiert moins d'énergie que l'urée).

L'utilisation des protéines affecte directement la croissance chez les poissons carnivores puisqu'elle constitue les principales composantes des dépôts tissulaires.

Les besoins en protéines sont décrits comme des besoins en acides aminés essentiels qui ne peuvent être synthétisés par les poissons et qui sont donc indispensables dans l'alimentation.

Tous les poissons ont les mêmes besoins en acides aminés essentiels mais dans des quantités différentes (Fig.:II.24).

On peut déterminer les besoins en acides aminés en utilisant un régime carencé en tel ou tel acide aminé mais aussi en analysant la composition du corps pour connaître la teneur de chacun d'entre eux.

La composition en acides aminés évolue avec l'âge. Chez la jeune larve de perchaude élevée en étang, la proportion de certains acides aminés augmente quand la perche passe de 0,4mg à 25,03mg en poids frais:

- Lysine: 6,9 → 9,9%.
- Méthionine: 2,38 → 4,03%.
- Arginine: 2,83 → 4,06%.

(DABROWSKI, 1992)

Remarque: la quantité de méthionine est plus élevée chez les larves de perchaude que chez les autres espèces; d'où l'importance des acides aminés sulfurés dans l'aliment (Fig.:II.25).

Les acides aminés constituent, chez la jeune larve de perchaude, de 64,3 à 69% de la matière sèche.

Les besoins quantitatifs en protéines varient avec l'âge de l'individu; en effet, pour une bonne croissance des larves, les aliments digestibles doivent être constitués de 50 % de protéines et cela diminue avec l'âge. Exemples: chez les alevins de saumon de 6 à 8 semaines, le niveau de protéines nécessaire dans l'aliment est supérieur à 40 %; chez le poisson chat américain, le besoin du jeune de 3g est quatre fois supérieur à celui d'un sujet de 250g (LOVELL, 1988).

La quantité de protéines alimentaires nécessaire à la croissance maximale est influencée par le contenu énergétique de la nourriture chez la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) (LEE et PUTNAM, 1973), chez le poisson chat (*Ictalurus punctatus*) (GARLING et WILSON, 1976) et chez le striped bass (*Morone saxatilis*) (MILLIKIN, 1983 in BARROWS et al, 1988).

En effet, BROMLEY (1980) in DABROWSKI (1992) a trouvé que le turbot nourri en excès consomme le même nombre de calories par grammes de poids vif par jour sans tenir compte de la composition de l'aliment. Donc s'il y a un excès de calories le poisson peut arrêter de

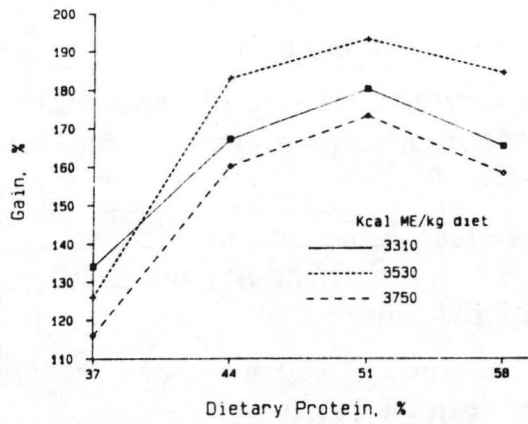


FIGURE 1.—Effects of dietary protein (%) and metabolizable energy (ME) level on weight gain (%) of walleye fingerlings.

Fig.:II.26a: Effets du niveau de protéine alimentaire (%) et d'énergie métabolisable sur le gain de poids (%) de juvéniles de walleye.

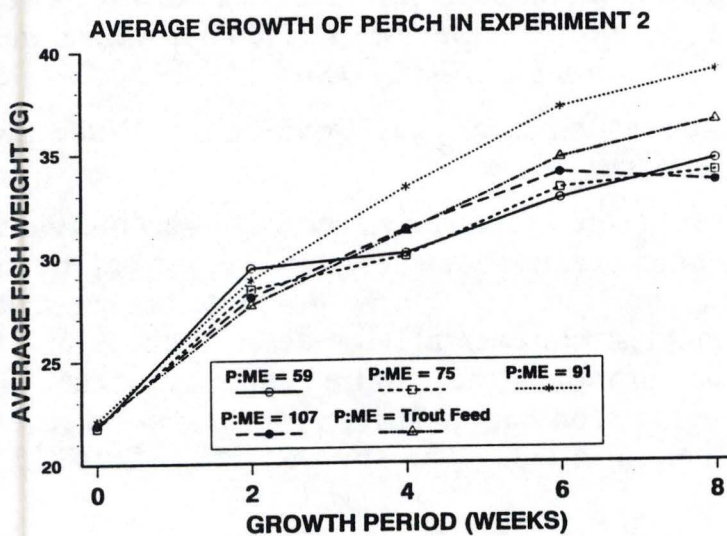


Fig.:II.26b: Variations du poids moyen chez la perchaude au cours du temps, nourrie avec des régimes isocaloriques pour déterminer le rapport protéines/énergie métabolisable optimal. (RAMSEYER, 1992).

se nourrir avant même d'ingérer suffisamment de protéines pour assurer sa croissance.

Si le rapport entre l'énergie protéique et l'énergie non protéique est trop élevé (énergie protéique prédominante) il y aura surproduction d'ammoniaque dans le milieu de culture, perte de nourriture et donc perte de production.

L'augmentation du contenu énergétique de la nourriture permettra qu'une plus grande proportion de protéine alimentaire puisse être utilisée pour les dépôts tissulaires plutôt que comme source d'énergie. En effet, l'augmentation du contenu protéique durant l'ontogenèse des larves de perchaude indique une utilisation intensive des lipides de réserve pour l'énergie.

Il est donc judicieux, lors de la formulation d'aliment artificiel, d'ajouter des lipides pour épargner les protéines.

Pour assurer une croissance optimale, il faut veiller à ce que la nourriture contienne un rapport protéine/énergie optimal.

Selon RAMSEYR (1992):

- chez la perchaude juvénile de 16 g, ce rapport serait de 91mg de protéines/ Kcal d'énergie métabolisable (estimée pour la truite arc-en-ciel) avec 34 % de protéines et 3750 Kcal/Kg d'aliment
- chez les juvéniles de walleye (*Stizostedion vitreum vitreum*), le gain de poids maximum se produit pour un rapport protéine/énergie de 144mg de protéines/Kcal d'énergie métabolisable (estimée pour la truite arc-en-ciel), avec un taux de protéines de 51% et 3530 Kcal Me/kg d'aliment (BARROWS et al, 1988) (Fig.:II.26a et b).

Ces rapports ont été déterminés en composant:

- des régimes isonitrogénés afin d'évaluer la quantité d'énergie qui limite l'apport de protéines.
- des régimes isocaloriques pour déterminer le taux de protéine à un niveau d'énergie donné en dessous duquel la croissance ne pourrait plus se produire

b) Les lipides:

Ils constituent, avant les protéines, la meilleure source d'énergie pour les poissons (Fig.:II.27).

Outre leur rôle énergétique, ils sont aussi transporteurs de vitamines mais sont surtout une source d'acides gras essentiels (EFA) insaturés et polyinsaturés (HUFA) (Fig.:II.28).

La nature des acides gras varie selon qu'il s'agisse d'espèces d'eau douce ou de mer. La truite arc-en-ciel nécessite des acides gras de la famille linoléinique (n-3) pour une croissance maximale (LEE et al, 1967; HIGASHI et al, 1966; CASTELL et al, 1972 - a, b, c, cité par

| Nourriture | Energie calorique(EC) kcal/g | Energie digestible estimée ED (kcal/g) |
|----------------------------|---------------------------------|---|
| Glucides (hors légumes) | 4,1 | 3,0 |
| Glucides (légumes) | 4,1 | 2,0 |
| Protéines animales | 5,5 | 4,25 |
| Protéines végétales | 5,5 | 3,8 |
| Matière grasse | 9,1 | 8,0 |

Fig.:II.27: Calcul de l'énergie digestible pour les poissons. (NEW, 1987).

Tableau 12 : Dénomination de quelques acides gras ayant un intérêt dans l'alimentation des poissons (KAUSHIK, 1990).

| Dénomination de l'acide gras | Formule chimique abrégée |
|---|--------------------------|
| Acides gras de la série n-3 (CH-CH ₂ -CH =) | |
| Acide linoléique | C18 : 3n-3 |
| Acide eicosapentaénoïque (EPA) | C20 : 5n-3 |
| Acide docosahexaénoïque (DHA) | C22 : 6n-3 |
| Acides gras de la série n-6 (CH ₃ -CH ₂ -CH ₂ -CH ₂ -CH ₂ -CH ₂ -CH =) | |
| Acide linoléique | C18 : 2n-6 |
| Acide arachidonique | C20 : 4n-6 |

Fig.:II.28: Dénomination de quelques acides gras ayant un intérêt dans l'alimentation des poissons. (BARNABE, 1991).

WATANABE, 1982); elle exige entre 1 à 2 % de cet acide C18 qu'elle peut transformer en acide gras à plus longue chaîne.

Les poissons marins ont besoin des acides polyinsaturés en C20 et C22.

La demande en acide gras varie:

- d'une espèce à l'autre,
- avec la salinité,
- et en fonction de la température.

En effet, le poisson chat (*Ictalurus punctatus*) ainsi que les poissons d'eau chaude sont peu sensibles à l'absence d'acides gras qui cependant améliorent leur croissance. En fait, les acides gras de la famille (n-3) ont un rôle très important chez les poissons évoluant à basse température car ils permettent le maintien de la fluidité de la membrane par une augmentation du degré d'insaturation des acides gras. Ces produits ont en effet un degré de liaisons insaturées plus élevé que la famille des (n-6) ou (n-9).

Ainsi la perche a un besoin en acides gras (n-3) supérieur à celui du poisson chat.

On peut déterminer les besoins en lipides chez la larve et l'embryon en analysant le vitellus. Les larves ont besoin d'une grande quantité de phospholipide car un taux de croissance élevé est associé à un taux de croissance membranaire élevé.

La composition en acides gras de plusieurs espèces de poissons reflète celle de leur régime alimentaire.

DABROWSKI (1992) a analysé les lipides et acides gras des juvéniles de *Perca flavescens* élevés en étang ainsi que du zooplancton présent (Fig.:II.29). Après extraction, les lipides ont été fractionnés en lipides polaires et neutres; la séparation de ces lipides donne:

- la choline phosphoglycérique P.C.,
- la sérine phosphoglycérique P.S.,
- l'énositol phosphoglycérique P.I.,
- l'éthanolamine phosphoglycérique P.E.

On remarque un haut niveau d'acide arachédonique 20:4(n-6) dans la fraction PI des lipides dans les oeufs, les juvéniles et le zooplancton.

Parmi les lipides présents dans les oeufs de perche, on a remarqué que la fraction P.S. contenait un acide gras non identifié à longue chaîne carbonée (>C22) que l'on retrouve également chez les daphnies, constituant majeur de l'alimentation des larves d'une taille d'environ 53 mm de *Perca flavescens*.

Il s'agirait d'un phénomène de transfert de cet acide à longue chaîne, contenu dans le zooplancton vers les gonades du poisson.

Finalement, on remarque que chez les larves de *Perca flavescens*, la

| Fatty acid | Perch eggs | | | | Perch (858 mg) | | | | Zooplankton (<i>Daphnia</i>) | | | |
|------------|------------|------|------|------|----------------|------|------|------|--------------------------------|------|------|------|
| | PI | PS | PC | PE | PI | PS | PC | PE | PI | PS | PC | PE |
| 16:0 | 11.3 | 4.6 | 18.0 | 12.6 | 11.4 | 8.7 | 28.7 | 14.5 | 15.3 | 10.4 | 26.4 | 10.4 |
| 16:1 | 1.9 | 0.8 | 4.2 | 2.1 | 2.1 | 1.6 | 5.6 | 2.2 | 2.9 | 2.5 | 8.7 | 4.8 |
| 18:0 | 11.9 | 2.9 | 5.6 | 17.0 | 29.8 | 29.3 | 3.2 | 13.6 | 13.3 | 10.1 | 3.3 | 5.6 |
| 18:1 | 5.9 | 2.0 | 7.2 | 7.8 | 9.2 | 6.9 | 14.3 | 8.2 | 12.1 | 12.4 | 21.4 | 30.4 |
| 18:2w6 | 2.7 | 1.6 | 5.3 | 2.6 | 1.1 | 1.0 | 2.3 | 1.4 | 3.9 | 4.9 | 5.9 | 7.2 |
| 18:3w3 | 2.2 | 0.7 | 1.0 | 7.3 | 1.5 | 1.5 | 3.6 | 2.4 | 6.3 | 7.0 | 11.8 | 11.9 |
| 20:1w9 | | | | | | | | | | | | |
| unident. | 5.9 | 0.9 | 5.4 | | | | | | 2.7 | 3.8 | | |
| 20:4w6 | 10.2 | 1.1 | 4.3 | 1.7 | 17.5 | 3.3 | 5.7 | 7.1 | 10.9 | 6.1 | 4.5 | 7.5 |
| 20:5w3 | 12.6 | 1.5 | 7.3 | | 5.8 | 3.8 | 13.4 | 8.2 | 6.7 | 3.9 | 10.1 | 13.0 |
| unident. | 12.4 | 1.5 | | | | | | | | | | |
| 22:4w6 | | | | | | | 0.7 | | 1.5 | 1.3 | | |
| 22:5w6? | 4.6 | 13.8 | 17.9 | | 0.9 | 3.6 | 1.5 | 2.1 | 4.1 | 6.3 | | |
| 22:5w3 | | | 1.7 | | 1.8 | 2.6 | 1.0 | 1.5 | | | | |
| 22:6w3 | 9.8 | 1.5 | 15.9 | 37.1 | 13.3 | 29.7 | 11.5 | 26.4 | 2.6 | 5.1 | ND | 0.3 |
| unident. | | | | | | | | | | 3.3 | | |
| unident. | | 63.1 | | | | tr | | | | 3.6 | | |

tr. - traces; ND - not determined

Fig.:II.29: Composition en acides gras de la classe des phospholipides exprimés en % des acides gras methyl esthers totaux chez la perchaude. (DABROWSKI, 1992).

composition en acide gras n'est pas considérablement différente de celle des poissons marins.

En conditions contrôlées, on a pu également mettre en évidence l'importance du transfert des acides gras essentiels à travers la chaîne alimentaire: algues, rotifères, larves de poissons.

Ainsi, chez les larves de perche, nourries avec *Brachionus calycyflorus*, la teneur en acide gras (n-7) est restée constante; par contre celle de (n-3) et (n-6) évolue et le rapport (n-3)/(n-6) décroît après les 10 jours de nourrissage.

L'augmentation significative des acides gras de la famille des (n-6) est due à son abondance dans le *Brachionus calycyflorus* nourris avec *D. chlorelloides* (AWAÏSS, 1992).

Or, de grandes quantités de C18:2(n-6) ou de C18:1(n-9) chez le poisson peuvent inhiber la bioconversion du C18:3(n-3).

Donc chez les larves de perche nourries avec *B. calycyflorus*, certains acides gras (n-3) [C18:3(n-3) et C20:5(n-3)] augmentent en raison de cette économie de réaction de bioconversion.

c) Les hydrates de carbone:

Les hydrates de carbone constituent un groupe de substances qui inclut: les sucres, l'amidon, et la cellulose. Ces constituants sont peu abondants dans les milieux aquatiques.

Ainsi, à l'exception de quelques carpes herbivores (*C. idella*), et du poisson chat (*I. punctatus*), qui les digère bien, les formes les plus complexes sont très mal utilisées par les autres poissons. Ils ne constituent donc pas une catégorie de matières premières indispensables.

Chez les poissons sans estomac, le glucose est absorbé par endocytose.

Pour les poissons carnivores, l'utilisation des hydrates de carbone est inefficace. Leur digestibilité pour sériole (*Seriola quinqueradiata*), nourri avec 9 % d'amidon, est de 57 %; la digestibilité tend donc à diminuer avec l'augmentation du taux d'hydrates de carbone (SHIMENO et HOSOKAWA, 1978).

Chez la daurade, un taux élevé d'hydrates de carbone dans l'aliment, par exemple de 30%, peut engendrer une inhibition de croissance avec accumulation de glycogène (FURUICKI et YONE, 1980 cités par SHIMENO et al, 1978).

PALMER et RYMAN (1972) ont montré chez la truite que l'hyperglycémie provoquait une chute des acides aminés libres du sérum, entraînant des modifications au niveau de l'assimilation des nutriments.

KUZ'MINA (1984) montre que la perche européenne a une meilleure

| Vitamines | Unités | Poisson Chat | Carpe Commune | Salmonidés |
|-------------------|--------|--------------|---------------|------------|
| A | I.U. | 1,000-2,000 | R | 2,500 |
| D | I.U. | 500-1,000 | - | 2,4 |
| E | I.U. | 50 | R | 30 |
| K | mg | R | - | 10 |
| Thiamine | mg | 1 | 1 | 10 |
| Riboflavine | mg | 9 | 8 | 20 |
| Pyridoxine | mg | 3 | 6 | 10 |
| Ac. pantothénique | mg | 20 | 30-50 | 40 |
| Niacine | mg | 14 | 28 | 150 |
| Ac. folique | mg | R | N | 5 |
| B12 | mg | R | N | 0,02 |
| Biotine | mg | R | R | 0,1 |
| Ac. ascorbique | mg | 60 | R | 100 |
| Inositol | mg | N | 10 | 400 |
| Choline | mg | R | 4 | 3 |

Fig.:II.30a: Besoins minimaux en vitamines des jeunes poissons (quantité/kg d'aliment). (LOWEL, 1988).

| Minéraux | Besoins diététiques |
|----------------|---------------------|
| Ca | 0,5 % |
| P (disponible) | 0,70 % |
| Mg | 0,05 % |
| Na | 0,4 - 0,3 % |
| K | 0,1 - 0,3 % |
| S | 0,3 - 0,5 % |
| Cl | 0,4 - 0,5 % |
| Fe | 50 - 100 mg/kg |
| Cu | 1 - 4 mg/kg |
| Mn | 20 - 50 mg/kg |
| Co | 5 - 10 mg/kg |
| Zn | 30 - 100 mg/kg |
| I | 100 - 300 mg/kg |
| Mo | trace |
| Cr | trace |
| F | trace |

Fig.:II.30b: Besoins en minéraux des poissons. (NEW, 1987).

capacité d'utiliser les hydrates de carbone que les poissons strictement carnivores.

d) Les vitamines, les minéraux et les oligo-éléments:

Ces composants sont indispensables en quantité réduite aux côtés des protéines et des lipides pour assurer une bonne croissance.

Les vitamines ont un rôle lié à celui des systèmes enzymatiques. De façon globale, les besoins vitaminiques des poissons sont plus élevés que ceux des mammifères. Cependant, chaque groupe de poisson a des besoins vitaminiques particuliers (Fig:II.30a).

Les carences en vitamines entraînent le plus souvent un retard de croissance, une diminution de l'appétit qui se traduit par une augmentation du taux de mortalité. Selon DABROWSKI (1992), une déficience en vitamine C crée des malformations au niveau du squelette. Ceci est observé chez la perchaude élevée en bassin et nourrie de façon artificielle.

Concernant les sels minéraux (Fig:II.30b), ils sont tout aussi nécessaires chez le poisson que chez les autres animaux pour assurer une bonne croissance.

Les poissons peuvent puiser les minéraux dans les milieux aquatiques notamment par les branchies et la surface du corps; alors que chez les animaux terrestres, ils sont obligatoirement dans l'alimentation.

Les teneurs en vitamines et oligo-éléments ont été longtemps sous estimées chez le poisson. Cependant, BARNABE (1991) a montré que chez le bar (*Dicentrarchus labrax*) un supplément en vitamines et oligo-éléments, ont amélioré la résistance au stress.

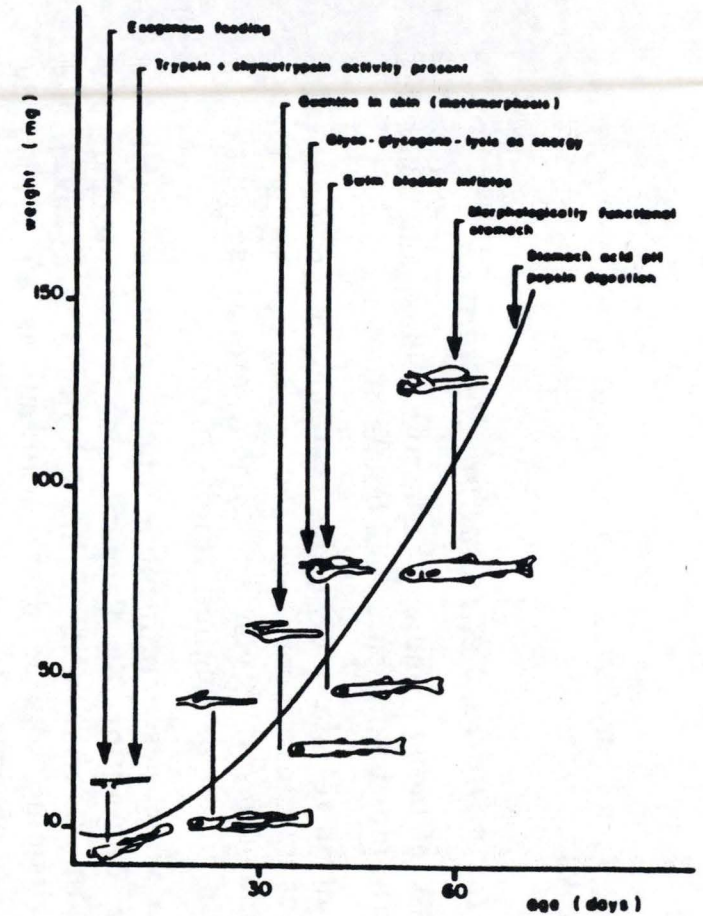
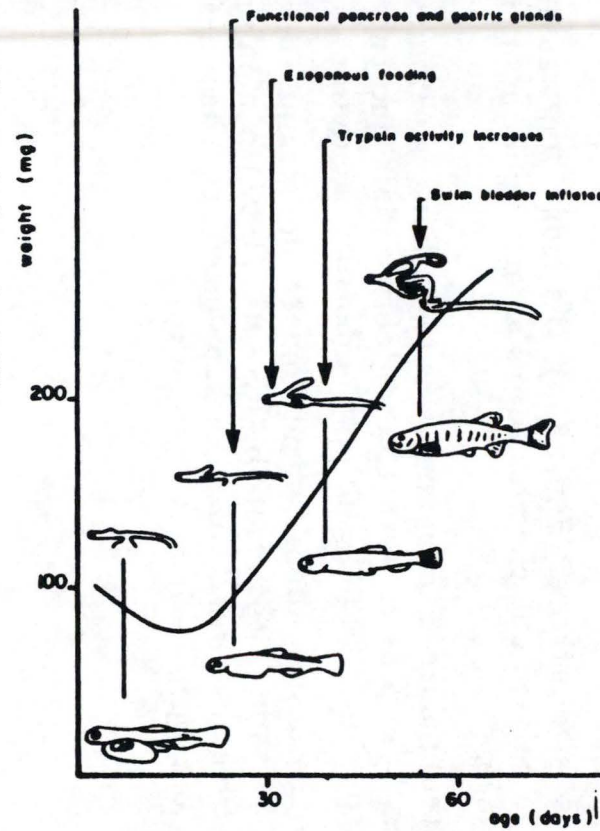
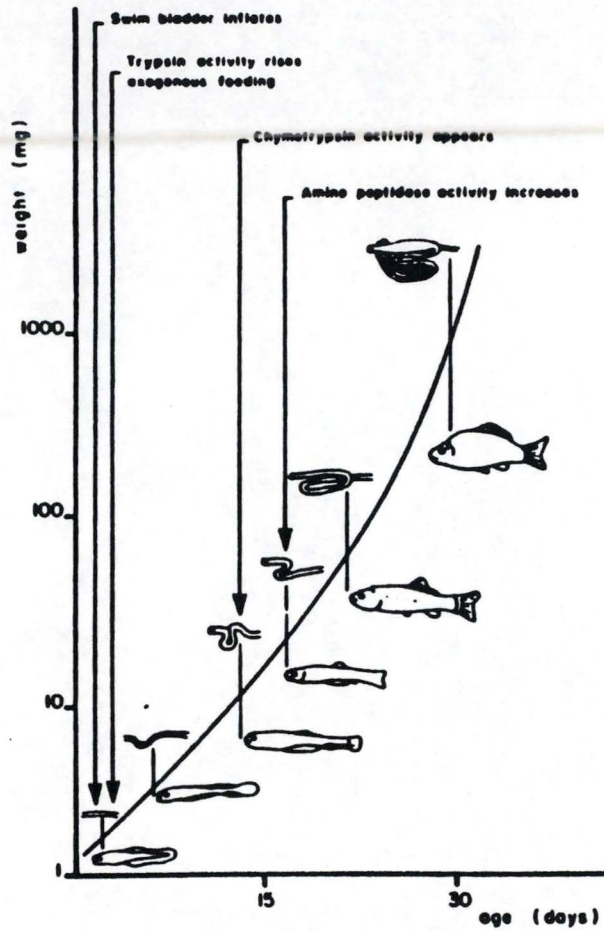


Fig.:II.31: Développement ontogénique du tube digestif (a): chez la carpe; (b): chez la truite arc-en-ciel; (c): les corégones. (DABROWSKI, 1984).

F. LA DIGESTION.

1. Distinction morphologique des trois types de tubes digestif. (DABROWSKI, 1984).

a) *Les larves ayant un estomac fonctionnel avant la fin de la résorption vitelline:* (Fig.:II.31b)

C'est le cas des salmonidés qui, après 21 jours, ont déjà un *caeca* pylorique visible. Des grains zymogènes sont observables après 9 jours dans le pancréas.

TAKAHAHSI et al (1978), ont observé des glandes gastriques quelques jours avant le passage vers une nourriture exogène.

Chez les cichlidés, l'estomac est également visible avant la fin de la résorption vitelline.

Ce type de larve s'adapte facilement durant son ontogenèse à un aliment composé.

b) *Les larves n'ayant pas d'estomac fonctionnel avant la fin de la résorption vitelline:* (Fig.:II.31c).

C'est le cas du poisson chat, (*Ictalurus punctatus*), de la daurade (*Archosargus rhomboidalis*) et des corégonidés.

Un estomac fonctionnel est présent chez les larves quand leur taille a doublé après l'éclosion.

HOGENDOORN (1980) et MITSKA (1981) cité par DABROWSKI (1984) ont observé une croissance insatisfaisante des larves de poisson chat sur la nourriture lyophilisée ainsi que sur le zooplancton congelé.(car elles n'ont pas encore d'enzymes digestives fonctionnelles).

Chez les corégones, des glandes gastriques apparaissent dans le corps de l'estomac vers les jours 23 à 30.

Une activité protéolytique apparaît à pH 2 dans la partie postérieure des larves de daurade, 15 jours après éclosion.

c) *Les larves de poisson n'ayant pas d'estomac tout au long de leur vie:* (Fig.:II.31a).

C'est le cas de tous les cyprinidés.

Les régions épithéliales entre l'oesophage et l'intestin sont histologiquement et physiologiquement similaires à l'épithélium

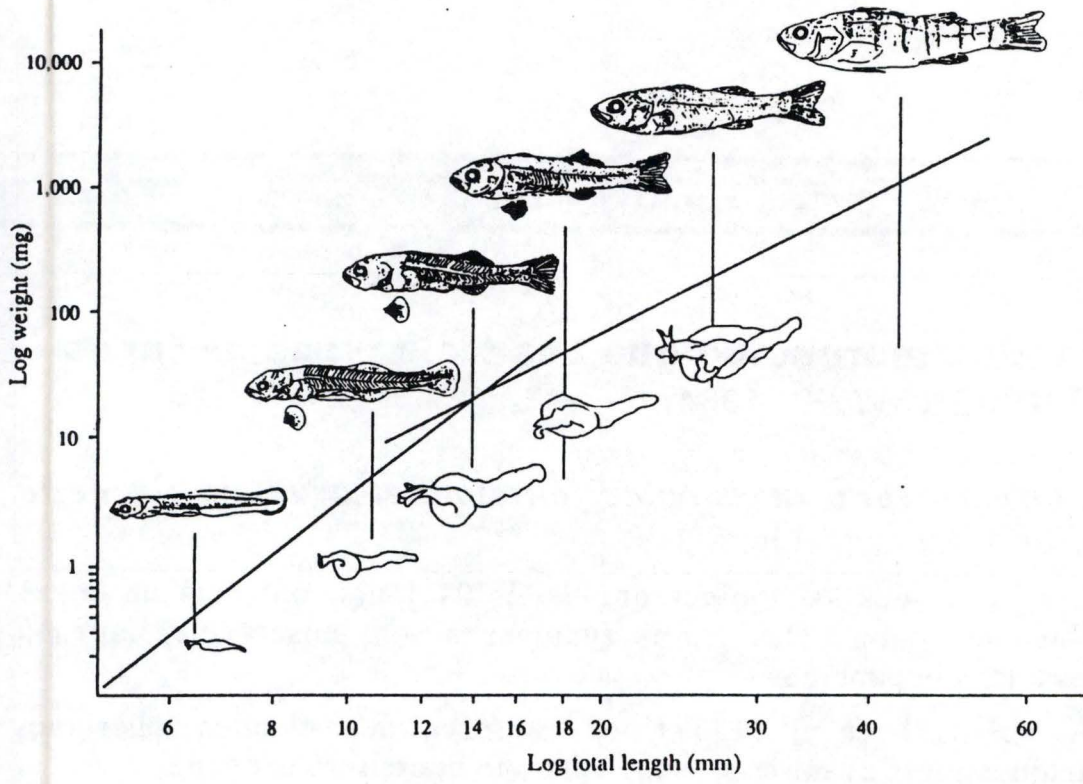


Fig.:II.32: Développement ontogénique du système digestif de la perchaude. (DABROWSKI, 1992).

Il y a un accroissement de la longueur du tube digestif au fur et à mesure de leur ontogenèse.

2. Ontogénèse du système digestif de la perche.

Au cours de son développement, le tube digestif des larves de perche subit d'importantes modifications surtout durant les premiers mois (Fig.:II.32) (CRAIG, 1987).

a) A l'éclosion:

Le tube digestif est court et peu différencié; il se situe en position dorsale par rapport au sac vitellin. Il est fermé par la bouche et l'anus, les ébauches du foie et du pancréas sont en place mais pas encore fonctionnelles.

Les cellules du tube digestif sont constituées d'un épithélium prismatique simple avec très peu de cellules calciformes (CRAIG, 1987).

Bien que le sac vitellin soit encore présent, GOUBIER et MARCHANDISE (1989) ont décelé une activité de la phosphatase alcaline. Les larves de perche seraient donc capables d'ingérer des proies avant la fin de la phase endogène.

GRIZZLE et CURD (1978) cités par MITCHELL (1986) ont remarqué que le système digestif d'un Percidé (*Percina caprodes*) devenait fonctionnel avant la fin de la résorption vitelline.

b) Durant l'ontogenèse:

il y a spécialisation des différents segments du tube digestif; l'intestin va être divisé en deux par un sphincter. L'intestin et le rectum sont séparés.

La paroi du futur estomac s'épaissit et l'intestin fait un premier tour.

L'estomac devient visible chez *Perca fluviatilis* vers 14 mm. chez la perchaude, l'estomac est distinct à un poids de 10 mg. Bien que la structure morphologique apparaisse à ce poids, il n'est fonctionnel que plus tard.

En général, l'estomac n'acquiert ses fonctions chez la perche qu'au moment où sa masse augmente de deux ordres de grandeur; par exemple de 0,4 à 4 mg (DABROWSKI et al, 1992).

C'est vers la longueur de 14 à 16 mm que les *caeca* pyloriques apparaissent. Le tube digestif acquiert sa ressemblance à celui de l'adulte vers 100 mg.

N.B. Au moment du sevrage, le stade où l'estomac n'est pas encore fonctionnel peut être critique pour l'élevage de la perchaude ainsi que pour le walleye. (MITCHELL, 1986).

3. Mécanismes de la digestion.

La digestion est un processus métabolique qui implique la conversion des trois nutriments majeurs (les protéines, les hydrates de carbone et les lipides), en molécules plus petites qui pourront passer la barrière intestinale et être diffusés au niveau des vaisseaux sanguins.

- les protéines vont être dégradées en acides aminés ou en chaînes polypeptidiques,
- les lipides en acides gras et glycérol,
- les hydrates de carbone en sucres simples.

Le mécanisme de digestion larvaire est différent de celui de l'adulte (ALLIOT, 1981), étant donné que la larve ne dispose pas encore de tout l'arsenal enzymatique nécessaire à la digestion.

En général, chez toutes les larves de poissons, agastre ou non, les mécanismes semblent tous très voisins avant la métamorphose et cela quel que soit le régime (ALLIOT, 1981). Après la métamorphose, la digestion est comparable à celle de l'adulte.

Remarque: l'appétit, le taux de digestion et la quantité de sécrétion produite diminuent avec l'abaissement de température.

4. Activité digestive.

Les enzymes peuvent être directement liées à la condition de l'organisme, étant donné leur rôle essentiel dans la réaction métabolique.

Ce sont principalement les enzymes protéolytiques qui auraient ce rôle d'indicateur puisque l'alimentation est constituée en majeure partie de protéines (UEBERSKÄR, 1988).

HJELMELAND et al (1984) ont montré que la quantité de trypsine et trypsinogène, dans la larve de morue (*Gadus morhua*) était un bon indicateur de la croissance et de la survie potentielle des larves.

L'évolution des activités enzymatiques est en rapport avec la spécialisation progressive du système digestif durant l'ontogenèse.

Il est cependant difficile de décrire l'équipement enzymatique d'une larve au cours de son développement sans faire référence à la nourriture utilisée pour nourrir celle-ci (PERSON-LE-RUYET et al, 1989).

a) Les enzymes protéolytiques:

(1) La pepsine:

Elle est sécrétée par les glandes gastriques au niveau de l'estomac sous forme de pepsinogène (inactive) qui sera activée par l'HCl en pepsine (Fig.:II.33). L'optimum de son activité se situe de pH1 à

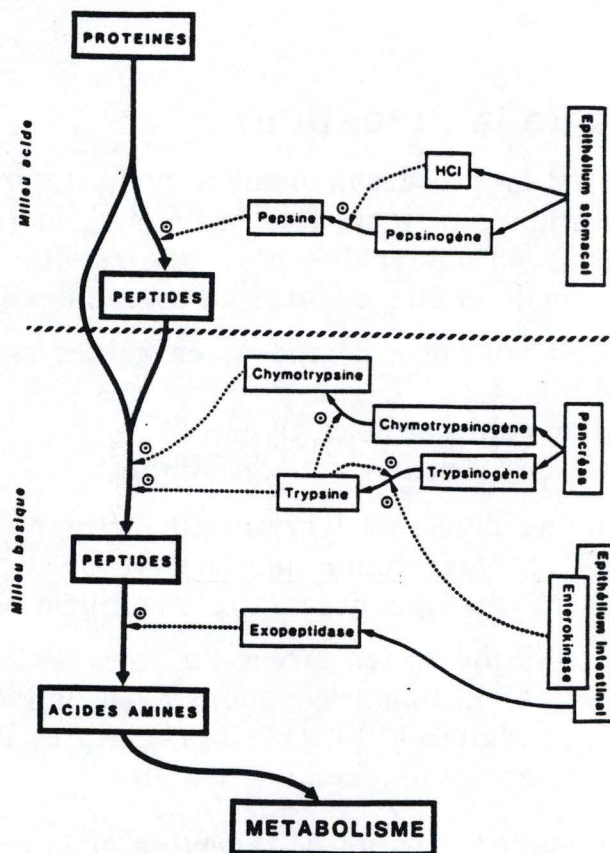


Fig.:II.33: Schéma des mécanismes de digestion des protéines (MONREAU, 1988).

| | Carnivorous species | Omnivorous and herbivorous species |
|--------------------------------------|---------------------|------------------------------------|
| Gut length | short | long |
| Specific proteolytic activity (U/ml) | high | low |
| Gut passage time | | ± equal |
| Gut volume | low | high |

Fig.:II.34a: Comparaison au niveau du système digestif entre les espèces herbivores et carnivores. (HOFFER et SCHIENER, 1981).

pH4. Elle attaque les protéines au niveau des liens formés par les acides aminés aromatiques et les acides aminés acides.

(2) La trypsine et la chymotrypsine:

Elles sont synthétisées et stockées dans les cellules pancréatiques sous forme de trypsinogène et chymotrypsinogène. Elles sont ensuite transportées dans l'intestin et les *caeca* pyloriques. Le trypsinogène est activé par une entérokinase en trypsine, qui va elle-même activer le chymotrypsinogène (Fig.:II.33). L'optimum de ces activités se déroule à pH alcalin.

La trypsine agit en hydrolysant les liens peptidiques aux groupes carboxyles de la L-Arginine et L-Lysine.

(3) L'aminopeptidase:

Elle dégrade les peptides venant des protéines; on la retrouve dans le foie et les reins.

Ces enzymes sont importants pour l'assimilation des nutriments.

La quantité totale d'activité protéolytique à laquelle le bol alimentaire sera exposé dans le tube digestif est déterminée par

- la longueur de l'intestin,
- l'activité protéolytique spécifique,
- le temps de passage dans le tube digestif,
- le volume du tube digestif (Fig.:II.34a).

La longueur relative du tube digestif a une relation négative avec l'activité protéolytique (Fig.:II.34b); l'activité protéolytique chez les poissons carnivores est supérieure à celle des espèces herbivores.

On remarque une diminution de l'activité protéolytique du contenu intestinal au fur et à mesure que l'on s'approche de l'intestin postérieur. Cette diminution permet d'observer le mécanisme de réabsorption des enzymes digestives au niveau de l'intestin postérieur. Ce mécanisme de réabsorption, exprimé en % d'enzymes par rapport à la partie antérieure, est en relation avec la longueur relative de l'intestin. L'optimum de ce mécanisme est atteint à la longueur relative de 2,5 à 3 fois celle du corps.

Cette réabsorption au niveau des muqueuses intestinales n'est pas encore bien connu.

Toutefois, on a remarqué (HOFER et SCHIENER, 1981) que chez les larves de gardon, l'activité tryptique dans les faeces s'élevait jusqu'à 30% de celle de l'intestin inférieur alors que chez l'adulte, il n'y a que 2 à 5% du contenu enzymatique qui se retrouve dans les faeces.

Les larves ont, en fait, un mécanisme de réabsorption enzymatique beaucoup moins efficace que celui des adultes.

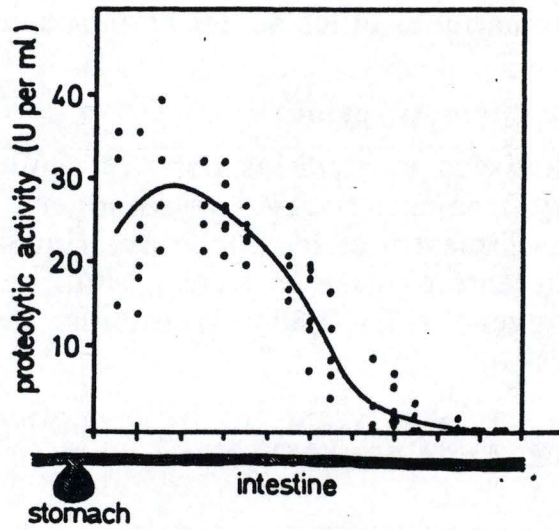


Fig.:II.34b: Activité protéolytique du contenu intestinal de différentes sections du tube digestif chez *S. mossambicus*. (HOFFER et SCHIENER, 1981).

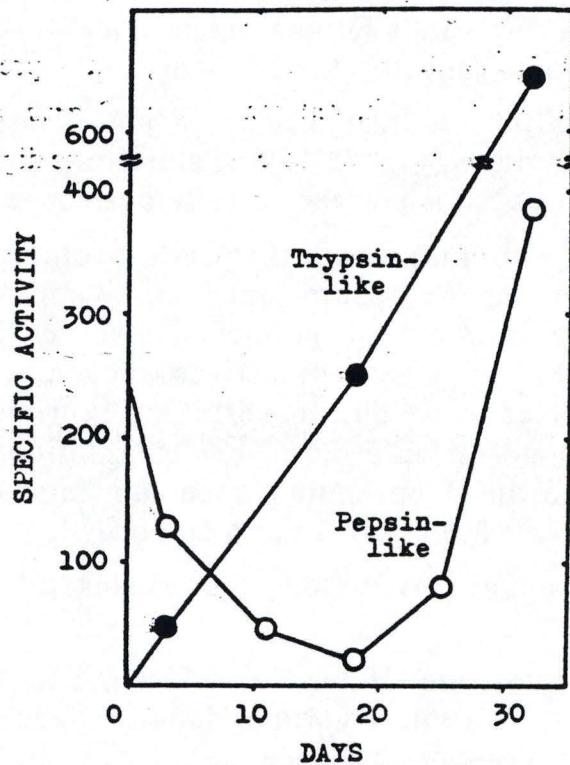


Fig.:II.35: Développement des activités protéolitiques chez la daurade après éclosion. (KAWAI et IKEDA, 1973).

Avec la nourriture artificielle, ce mécanisme diminue encore plus, ce qui peut engendrer un déséquilibre de la balance protéique causé par des pertes enzymatiques très importantes. Le problème est souvent soulevé lorsqu'on élève les larves avec de la nourriture composée.

L'avantage de l'alimentation vivante est qu'elle contient des enzymes protéolytiques (DABROWSKI et GLOGOWSKI, 1977).

L'activité protéolytique des proies constitue une fraction considérable de celle mesurable dans les extraits de larve. Exemple chez la larve de turbot: de 43 à 60% de l'activité totale (SPIRIDAKIS et al, 1989).

La contribution des enzymes exogènes peut entraîner la réduction de production d'enzymes endogènes.

b) Evolution des activités protéolytiques:

Avant l'éclosion, on a décelé chez le bar, la sole, le turbot, une activité tryptique maximale (ISHIDA, 1944; KAYES, 1942 cités par KAWAÏ et IKEDA, 1973).

Chez la daurade, l'activité peptidique est élevée juste avant l'éclosion puis diminue juste après. Ces enzymes sécrétés à l'éclosion sont différents selon les espèces; généralement, elles consistent en enzymes protéolytiques et aussi lipolytiques (KAWAÏ et IKEDA, 1973).

Chez la larve de poisson carnivore, l'apparition de l'activité peptidique correspond à la différenciation des glandes gastriques (KAWAÏ et IKEDA, 1973).

- Chez le bar (ALLIOT et al, 1977), on n'a pas pu mettre en évidence une activité peptidique en milieu acide au cours de 15 premiers jours.
- Chez la larve de daurade, l'activité peptidique qui avait chuté après l'éclosion, augmente à nouveau après 3 semaines lorsque les glandes gastriques sont développées (Fig.:II.35). Chez cette même larve, l'activité tryptique est décelée après trois jours pendant lesquels la période de résorption vitelline se termine et la phase de nutrition exogène commence. Cette digestion tryptique dure jusqu'au vingtième jour; ce sont ensuite les enzymes peptidiques qui prennent le dessus.
- Chez l'ayu (*Plecoglossus altivelis*), on a remarqué une augmentation de l'activité peptidique jusqu'à 500 fois plus élevée à la taille de 40 mm par rapport à la taille de 25 mm.
- Chez la morue, HJELMELAND et al (1984) ont remarqué que la trypsine chutait après l'éclosion; après 14 à 18 jours, l'augmentation de poids était en corrélation avec l'augmentation de l'activité tryptique chez ces larves.

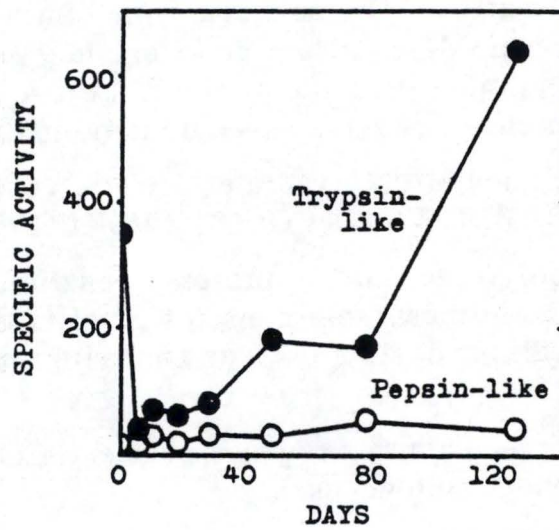


Fig.:II.36: Développement des activités protéolytiques chez la carpe après éclosion. (KAWAI et IKEDA, 1973).

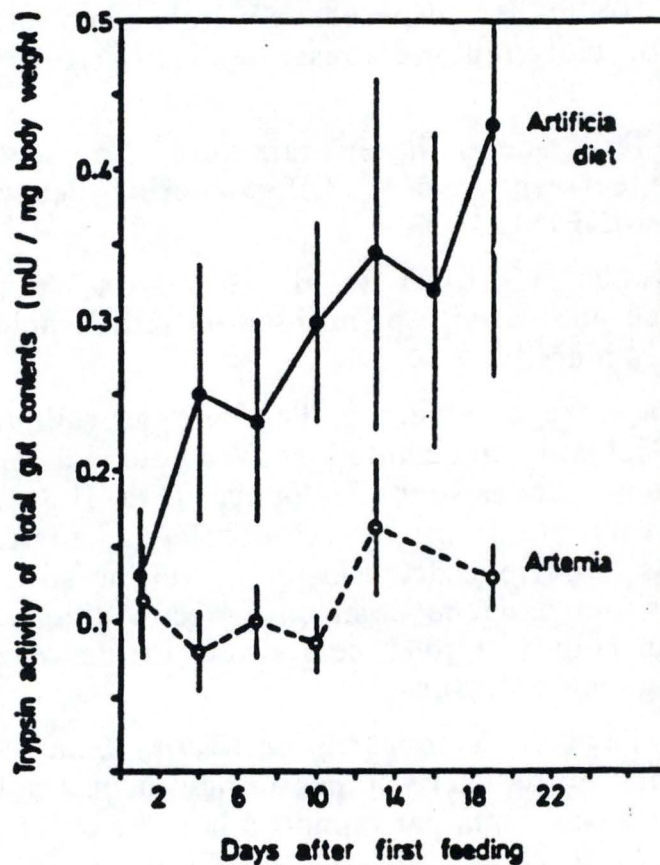


Fig.:II.37: Evolution de l'activité de la trypsine chez les larves de gardon (*R. rutilus*), nourries avec des artémies et de nourriture artificielle (HOFFER et KOECK, 1987).

- Chez les larves de corégonidés, le niveau d'enzymes protéolytiques est relativement faible au départ; ces faibles activités peuvent être compensées par l'action stomacale que se produit vers 50 jours à 65mg (LAUFF et HOFER, 1984). Au départ, la digestion des protéines est limitée; cela peut être compensé par l'utilisation d'enzymes exogènes ingérés avec la nourriture naturelle. Chez les larves de corégones nourries avec *Moina*, la trypsine exogène représente une importante proportion de l'activité tryptique totale.

Pour les larves de poissons carnivores, la digestion des protéines apparaît au stade de la métamorphose par l'action conjuguée de la trypsine et de la pepsine.

En ce qui concerne les larves de cyprinidés, par exemple la carpe, l'activité peptique est faible et ne montre pas de différence significative avant et après l'éclosion (Fig.:II.36). Cette activité n'augmente pas avec la croissance même après 1 mois. Par contre, l'activité tryptique augmentera de façon notable.

Remarque: l'affinité de la trypsine des cyprins pour un substrat synthétique est supérieure à celle de truite ou de perche.

Cette meilleure affinité est explicable, chez les cyprinidés, par la compensation du manque de digestion stomacale ou comme une facilité d'utilisation de nourriture contenant peu de protéines.

Chez les larves de walleye, on a pu déceler grâce à la localisation histochimique, la présence d'une activité amino-peptidique faible pour la jeune larve et qui augmente par la suite (MITCHELL, 1986).

L'alimentation est un facteur important qui influence l'activité digestive chez les larves. A titre d'exemple, HOFER et KÖCH (1987), en étudiant les larves de gardons (*Rutilus rutilus*) ont montré qu'avec l'utilisation d'artémia comme aliment, l'activité tryptique était relativement stable avec une faible augmentation. Avec l'aliment artificiel, ils observent une forte augmentation de l'activité tryptique jusqu'au vingtième jour où ils constatent 100% de mortalité (Fig.:II.37).

Cette augmentation serait due à un mécanisme de compensation vis-à-vis de la nourriture artificielle ne contenant pas d'enzymes protéolytiques. La mortalité excessive observée est certainement due à l'inefficacité du système de réabsorption (cfr. plus haut) ce qui a engendré une perturbation du métabolisme.

Chez le bar, PERSON-LE RUYET (1989), a constaté une augmentation progressive de la trypsine, entre les jours 20 et 50, lorsqu'ils sont nourris avec un aliment composé avec une teneur protéique plus faible que l'aliment naturel. Cette augmentation de l'activité tryptique sera également un mécanisme pour pallier à la faible digestibilité de l'aliment traduite par un ralentissement du

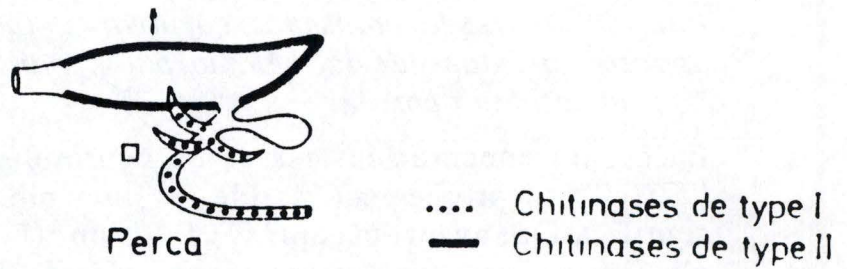


Fig.:II.38: Localisation de la sécrétion de la chitinase de type 1 et 2 chez la perche. (JEUNIAUX, 1983).

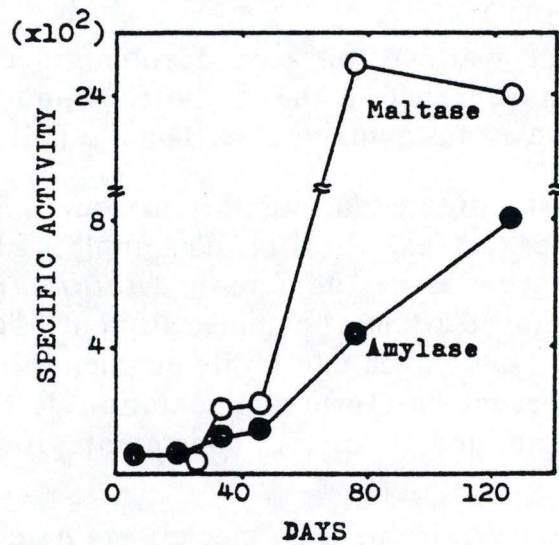


Fig.:II.39: Développement de l'activité du maltase et de l'amylase de la carpe après éclosion. (KAWAI et IKEDA, 1987).

transit intestinal et une augmentation du contenu digestif souvent décelé avec une alimentation artificielle.

HOFER (1982), montre, chez le gardon (*Rutilus rutilus*), la corrélation existant entre l'activité protéolytique et la concentration protéique des aliments.

Il y a un maximum d'activité pour une nourriture à faible teneur protéique et un minimum pour une nourriture riche en protéines de bonne qualité. Ceci est dû au fait que le poisson essaie de compenser le manque de protéines contenu dans la ration, par une surproduction enzymatique qui va l'aider à bien digérer l'aliment inadéquat.

Conclusion: les larves semblent contrôler leur équipement enzymatique selon le degré de couverture de leurs besoins. La synthèse peut être réprimée ou activée.

En ce qui concerne la perche, il y a peu de connaissance à propos de l'évolution des enzymes digestifs. Chez la perche adulte, la pepsine a été décelée avec une activité optimale à pH 1,65 à pH 1,8.

Selon DABROWSKI et al (1992), l'activité tryptique décelée chez les juvéniles de perchaude ne semble pas être différente lorsque les juvéniles sont élevés en milieu intensif ou en étang.

c) Autre enzyme:

(1) La chitinase:

Chez la perche, JEUNIAUX (1983) a remarqué la présence de chitinase de type I et II. (Fig.:II.38). Celle-ci joue un rôle important dans le recyclage de l'azote et du carbone piégé dans la biomasse de la chitine; constituant majeur des carapaces d'invertébrés.

(2) L'amylase:

L'amylase hydrolyse l'amidon en maltose; elle est sécrétée au niveau du pancréas.

L'activité amyliasique, aussi bien chez les poissons herbivores que carnivores, n'est pas affectée par la métamorphose; elle augmente parallèlement à la croissance (KAWAÏ et IKEDA, 1973) (Fig.:II.39). Les modifications subies par l'appareil digestif affectent principalement la digestion des protéines. L'activité amyliasique évolue avec l'âge mais la composition alimentaire n'est pas le facteur dominant pour l'apparition de cet enzyme.

Chez le bar, l'amylase est décelée dès la terminaison de la phase endogène de nutrition.

Chez le grisot (*Mylio macrocephalus*), il y a une activité amyliasique 11 jours après l'éclosion; chez la truite: phénomène assez semblable.

Selon ALLIOT et al (1980), on a pu déceler une activité amyliasique

chez la sole avant la métamorphose.

D'après SHIMENO et al (1978), le sériol possède une activité amylasique plus forte que celle de la carpe.

Les poissons carnivores ont une capacité moindre à utiliser les hydrates de carbones; ceci est vérifié par une activité enzymatique plus faible que chez les poissons herbivores.

FISH (1960), en étudiant les activités enzymatiques chez la perche et le tilapia, a décelé que l'activité amylasique est limitée aux extraits de tissus mésentériques et de tissus adipeux. La seule source d'amylase chez la perche se situe au niveau des tissus conjonctifs bordant le tube digestif.

Le résultat de cette étude montre que la digestion des hydrates de carbone est plus efficace chez les tilapias qui sont des poissons herbivores.

(3) Les enzymes lipolytiques:

L'absorption des lipides dépend de la présence des enzymes lipolytiques, mais aussi des agents émulsifiants. En effet, les sels biliaires favorisent l'action des lipases (issues du pancréas) sur les lipides, en augmentant la surface de contact enzyme-substrat. On n'a pas encore pu montrer l'influence de ces enzymes sur la croissance des larves de poisson.

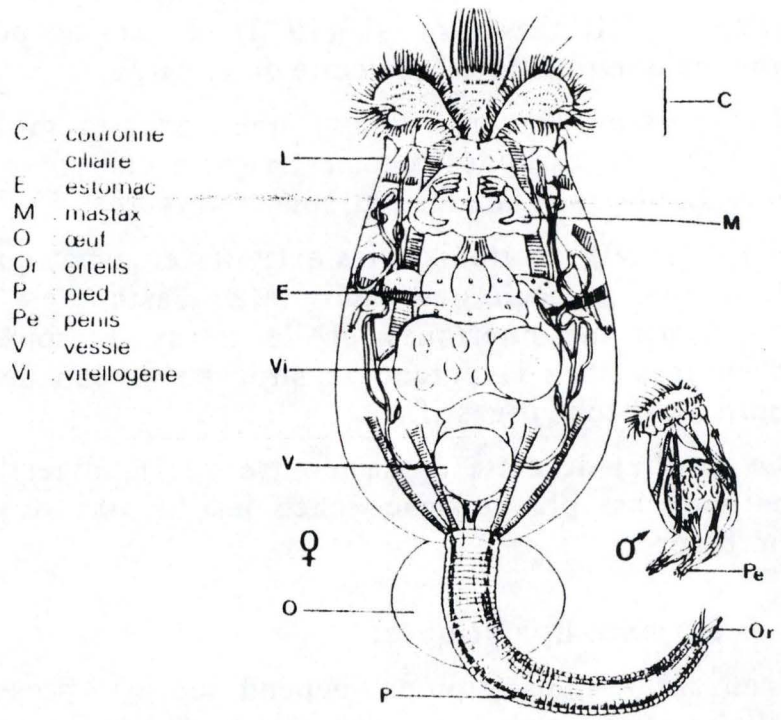


Fig.:II.40: *Brachinus plicatilis* Mâle et femelle. (POURRIOT, 1990).

G. ALIMENTATION, CROISSANCE ET SURVIE LARVAIRE EN MILIEU EXPERIMENTAL.

1. Alimentation.

La difficulté majeure en élevage larvaire réside dans le choix d'une alimentation qui soit de bonne qualité nutritionnelle tout en étant acceptable pour l'espèce. Les différents aliments utilisés pour répondre aux besoins des larves sont constitués:

- d'organismes vivants: rotifères, cladocères, artémia;
- d'organismes lyophilisés ou congelés,
- d'aliments artificiels.

a) Organismes vivants:

Les larves de *Perca flavescens* nécessitent pendant les deux premières semaines de leur existence une nourriture vivante constituée de rotifères, copépodes, daphnies (GOUBIER et MARCHANDISE, 1989).

Une alimentation naturelle est également indispensable pour la perche fluviatile car elle accepte difficilement l'alimentation artificielle à ce stade (KESTEMONT, 1989).

Cette nourriture vivante du premier âge doit répondre à certains critères:

- avoir une flottabilité suffisante assurant une bonne accessibilité de la nourriture,
- avoir une taille inférieure à 280µm; en rapport avec l'ouverture de la bouche.

La relation entre l'ouverture maximale de la bouche et la longueur totale du corps a été décrite par GUMA'A au Windermere en 1978, sur 131 perches par la régression:

$$G_{\max} = 0,0252 + 0,78 L \text{ où:}$$

- ♦ G_{\max} : grandeur maximale de la bouche,
- ♦ L: longueur du poisson.

(1) Les rotifères: (Fig.:II.40)

Il existe plus ou moins 2000 espèces de rotifères qui sont très largement représentés dans le milieu dulcicole et un peu dans le milieu marin; Ce sont des métazoaires dont la taille se situe généralement entre 100 et 600µm, avec des écarts extrêmes de 40µm

à 3mm.

Vu leur abondance et leur grande variabilité de taille, on considère qu'ils occupent une grande variété de fonctions dans les cycles biologiques.

Les premiers essais de production massive de rotifères ont été réalisés avec *Brachionus plicatilis* (espèce d'eau saumâtre). ils ont une taille variable selon les souches:

- ♦ S = 120 à 160µm.
- ♦ L = 250 à 300µm.

Les petits brachions sont plus intéressants car ils conviennent bien pour les petites larves. En conditions favorables, ils se reproduisent par parthénogenèse: une femelle amictique donne des oeufs qui, à leur tour produisent une femelle amictique (POURRIOT, 1986). Leur température idéale se situe entre 27 et 30°C.

Grâce à leur plasticité physiologique et leur facilité de culture, les rotifères se sont rapidement imposés comme nourriture pour les larves de bar et de daurade. Finalement, ils sont devenus ubiquistes pour tous les essais larvaires. Brachionus plicatilis est la seule espèce produite à grande échelle dans le monde; c'est une nourriture essentielle en aquaculture.

En ce qui concerne les espèces dulcicoles, notamment *B. calicyflorus*, peu de travaux ont été réalisés. La culture de cette espèce n'a pas encore acquis une signification pratique de même que leur utilisation pour les larves de poisson d'eau douce. Ces brachions flottant dans la colonne d'eau conviennent donc mieux pour les larves pélagiques tels que la perche, par exemple.

(a) Conditions d'élevage des rotifères:

En production intensive, l'élevage du rotifère en Europe, est réalisé en volume de moins de 10 m³; les Japonais, et d'autres, travaillent dans des bassins cylindriques ou parallépipédiques à fond plat d'un volume de 5 à 30 m³.

Au Japon, l'eau du bassin d'élevage est aérée énergiquement afin de maintenir la nourriture, les algues et la levure, en suspension.

Au départ, la densité des rotifères est de 5 à 10/ml. On distribue 2 à 3g de levure pour 10⁶ rotifères et par jour, en deux distributions. Après 8 jours à 25°C, la densité maximale est atteinte; on prélève alors 1/3 ou 1/4 du volume qui est remplacé par de l'eau contenant des algues. La densité à la fin de l'élevage peut atteindre jusqu'à 1000 rot./ml.

A partir de ces techniques japonaises, de très nombreuses variantes ont été mises en oeuvre. Ainsi on a utilisé des levures marines, des micro particules de boue activée mais cela n'a guère fait évoluer le problème de l'élevage. Les algues se sont avérées irremplaçables

| Fatty acid | November 1975 | | | May 1976 | | | May 1977 | | |
|-----------------------|---------------|----------------------|-----------|----------|----------------------|-----------|----------|----------------------|-----------|
| | Yeast | Yeast + Chlorella | Chlorella | Yeast | Yeast + Chlorella | Chlorella | Yeast | Yeast + Chlorella | Chlorella |
| 16:0 | 6.1 | 4.2 | 14.4 | 7.1 | 13.2 | 19.4 | 8.7 | 11.7 | 16.8 |
| 16:1 ω 7 | 27.2 | 26.7 | 20.4 | 26.5 | 22.6 | 22.4 | 24.2 | 16.6 | 24.3 |
| 18:0 | 3.8 | 4.4 | 2.2 | 4.3 | 3.6 | 1.9 | 4.8 | 6.0 | 1.7 |
| 18:1 ω 9 | 26.8 | 25.8 | 10.1 | 29.1 | 21.5 | 11.0 | 33.9 | 22.8 | 10.1 |
| 18:2 ω 6 | 8.9 | 5.1 | 4.7 | 6.9 | 6.3 | 3.4 | 5.8 | 10.4 | 3.2 |
| 18:3 ω 3 | 0.6 | 0.6 | 0.1 | 0.2 | 0.5 | 0.2 | 0.6 | 2.2 | 0.4 |
| 20:1 | 3.6 | 3.4 | 1.7 | 4.2 | 4.1 | 2.3 | 6.0 | 3.3 | 2.4 |
| 20:3 ω 3 | 2.0 | 2.3 | 4.1 | 0.9 | 3.0 | 4.2 | 0.4 | 2.3 | 4.4 |
| 20:4 ω 6 | 0.4 | 0.6 | 0.2 | 0.4 | 0.4 | tr | 0.5 | 0.6 | 0.2 |
| 20:5 ω 3 | 1.9 | 11.8 | 27.7 | 1.4 | 11.1 | 22.8 | 1.0 | 8.1 | 24.1 |
| 22:1 | 0.9 | 2.1 | 1.8 | 0.9 | 0.4 | 0.4 | 1.7 | 1.5 | 1.3 |
| 22:5 ω 3 | 0.3 | 1.8 | 3.0 | tr | 2.9 | 3.4 | 0.2 | 1.7 | 3.8 |
| 22:6 ω 3 | 0.5 | 0.5 | tr | tr | tr | tr | 0.5 | 0.9 | 0.5 |
| $\Sigma\omega$ 3 HUFA | 3.1 | 14.7 | 30.9 | 2.7 | 14.4 | 26.2 | 2.2 | 11.3 | 28.6 |
| Lipid % | 1.4 | 2.8 | 3.7 | 1.7 | 2.2 | 4.2 | 2.3 | 2.3 | 3.8 |

Fig.:II.41a: Représentation de certains acides gras, des lipides totaux chez *B.plicatilis* cultivés avec de la levure *Saccharomyces cerevisiae* et des algues marines (*Chlorella*) (WATANABE, 1983).

| | Yeast | | | Yeast + <i>Chlorella</i> ¹ | | | | <i>Chlorella</i> | | | | |
|-------------------|-------|-------------------|------|---------------------------------------|------|-------------------|------|------------------|------|-------------------|------|------|
| | 1975 | 1976 ² | | 1977 | 1975 | 1976 ² | | 1977 | 1975 | 1976 ² | | 1977 |
| | | I | II | | I | II | | | I | II | | |
| Moisture (%) | 90.8 | 91.8 | — | 89.6 | 87.9 | 89.0 | — | 89.1 | 86.4 | 86.7 | — | 87.6 |
| Crude protein (%) | 6.0 | 5.5 | — | 7.2 | 7.7 | 7.4 | — | 7.9 | 7.9 | 8.0 | — | 7.8 |
| Crude lipid (%) | 1.4 | 1.7 | — | 2.3 | 2.8 | 2.2 | — | 2.3 | 3.7 | 4.2 | — | 3.8 |
| Crude ash (%) | 1.0 | — | — | 0.4 | 0.7 | — | — | 0.4 | 0.9 | — | — | 0.5 |
| Ca (mg/g) | 0.16 | 0.18 | 0.27 | 0.12 | 0.11 | 0.10 | 0.10 | 0.26 | 0.15 | 0.11 | 0.11 | 0.21 |
| Mg (mg/g) | 0.23 | 0.14 | 0.20 | 0.14 | 0.20 | 0.17 | 0.14 | 0.17 | 0.31 | 0.14 | 0.16 | 0.14 |
| P (mg/g) | 1.11 | 1.20 | 1.13 | 1.48 | 1.38 | 1.31 | 1.26 | 1.44 | 1.54 | 1.36 | 1.39 | 1.37 |
| Na (mg/g) | 3.27 | 0.16 | 0.21 | 0.41 | 1.51 | 1.29 | 1.51 | 0.30 | 2.06 | 0.26 | 0.29 | 0.29 |
| K (mg/g) | 0.61 | 0.19 | 0.19 | 0.35 | 0.60 | 0.54 | 0.45 | 0.12 | 0.62 | 0.53 | 0.37 | 0.23 |
| Fe (μ g/g) | 26.0 | 25.8 | 38.2 | 15.9 | 28.6 | 9.5 | 11.0 | 52.5 | 27.4 | 9.7 | 17.5 | 43.3 |
| Zn (μ g/g) | 8.6 | 7.6 | 7.8 | 7.4 | 9.8 | 6.9 | 7.6 | 9.8 | 9.9 | 4.3 | 6.9 | 8.2 |
| Mn (μ g/g) | 0.7 | 0.6 | 0.9 | 0.4 | 0.8 | 0.8 | 1.2 | 1.1 | 1.1 | 1.1 | 0.7 | 1.1 |
| Cu (μ g/g) | 0.7 | 0.8 | 0.4 | 1.1 | 0.8 | 0.4 | 0.5 | 1.5 | 0.9 | 0.8 | 0.5 | 1.7 |

¹ Rotifers cultured with both marine chlorella and yeast (1 g of yeast/10⁶ cell per ml sea water per day).

² The culture was conducted in duplicate 200 ton tanks (I and II).

Reproduced with permission from Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.; Watanabe et al., 1978a.

Fig.:II.41b: Composition minérale du rotifère (*B.plicatilis*) cultivé sur *S. cerevisiae* et *Chlorella*. (WATANABE, 1983).

pour un élevage de routine.

En France, le rotifère (*B. plicatilis*) est élevé en bassin cylindro-cônique dont le volume est de 0,5 à 8 m³. L'eau dont la salinité est de 25 ‰ et la température de 25°C, est filtrée et brassée par aération. L'élevage débute préalablement en petits bassins qui serviront à inoculer les plus grands. Quand la concentration de 50 branchions/ml est atteinte, on augmente le volume en ajoutant du milieu de culture. Le comptage des rotifères se fait régulièrement. Lorsque la concentration atteint 150 à 250 individus /ml, on ponctionne 25% du volume par jour; les rotifères sont alors récoltés sur un tamis à vide dont la maille est de 40 à 50µm.

Bien qu'il soit fait usage d'eau de mer artificielle dans le but d'éviter la contamination par les ciliés; ce problème reste posé. Avec la levure, il faut procéder à une vidange et au nettoyage du bassin.

D'une manière générale, le coût de la production des rotifères est supérieur à 1300 FF le kilo, en poids humide.

La production annuelle au Japon est voisine de 2,5T; elle est destinée à la nourriture des juvéniles de daurade.

(b) Critères de choix des rotifères:

- 1) Les dimensions des larves à nourrir constituent le choix d'une source de rotifères.
- 2) Les conditions d'élevage.
- 3) Le taux de reproduction.
- 4) La valeur nutritionnelle qui dépend de:
 - leur origine
 - la composition du milieu de culture.

Ainsi, selon WATANABE (1983), les rotifères nourris à base de levure (*Saccharomyces cerevisiae*) auront un contenu en acides gras hautement insaturés, (n-3) HUFA, plus faible que ceux cultivés avec des algues marines du genre *chlorella* (Fig.:II.41a).

A l'heure actuelle, certaines firmes proposent des aliments inertes pour nourrir les rotifères. Exemple en annexe:la **Culture Selco**.

Cet aliment contient les (n-3) HUFA manquants dans la levure. Il peut donc aisément remplacer la levure. Cet aliment assure une bonne croissance des rotifères.

Il est donc impératif d'offrir des algues aux rotifères car ils sont incapables de synthétiser les acides gras nécessaires aux larves. La composition en minéraux n'a pas été affectée par les différents milieux (Fig.:II.41b).

Il existe des techniques d'enrichissement qui permettent d'ajuster la composition du milieu de culture aux besoins nutritionnels des larves.

Les milieux d'enrichissement peuvent être:

| | Larvae of San Francisco Brand ¹ | | | Eggs ² | | | Larvae ² | | |
|-------------------|--|----------|------|-------------------|---------------|--------|---------------------|---------------|--------|
| | Tokyo | Nagasaki | Gifu | San Francisco | South America | Canada | San Francisco | South America | Canada |
| Moisture (%) | 90.1 | 89.3 | 85.7 | — | — | — | 89.7 | 90.9 | 88.2 |
| Crude protein (%) | 5.8 | 6.6 | 8.7 | 54.4 | 51.5 | 47.5 | 6.1 | 6.5 | 6.8 |
| Crude lipid (%) | 1.9 | 1.8 | 3.7 | 6.4 | 10.5 | 4.8 | 2.0 | 1.6 | 2.1 |
| Crude ash (%) | 1.0 | 1.0 | 0.8 | 6.3 | 13.0 | 15.3 | 1.2 | 1.0 | 1.5 |
| Ca (mg/g) | 0.21 | 0.22 | 0.45 | 3.73 | 2.21 | 1.41 | 0.23 | 0.24 | 0.41 |
| Mg (mg/g) | 0.24 | 0.35 | 0.26 | 2.80 | 2.53 | 5.59 | 0.44 | 0.20 | 0.68 |
| P (mg/g) | 1.51 | 1.53 | 1.75 | 7.60 | 6.95 | 7.63 | 1.33 | 1.21 | 1.44 |
| Na (mg/g) | 1.56 | 1.54 | 0.61 | 6.13 | 31.91 | 28.58 | 4.02 | 1.43 | 4.93 |
| K (mg/g) | 0.73 | 1.52 | 0.80 | 5.73 | 5.34 | 7.12 | 1.08 | 0.96 | 1.16 |
| Fe (μg/g) | 40.3 | 28.4 | 40.4 | 1298.0 | 1276.6 | 1021.6 | 52.2 | 294.6 | 287.3 |
| Zn (μg/g) | 18.5 | 16.0 | 18.3 | 91.2 | 96.0 | 61.4 | 16.1 | 21.1 | 24.1 |
| Mn (μg/g) | 0.2 | 1.2 | 1.5 | 98.3 | 50.9 | 14.8 | 2.1 | 2.6 | 3.7 |
| Cu (μg/g) | 1.6 | 2.9 | 3.2 | 10.6 | 9.1 | 15.9 | 0.6 | 1.1 | 1.9 |

Fig.:II.42a: Composition générale d' *Artemia* de San Fansisco, d'Amérique du Sud et du Canada. (WATANABE, 1983).

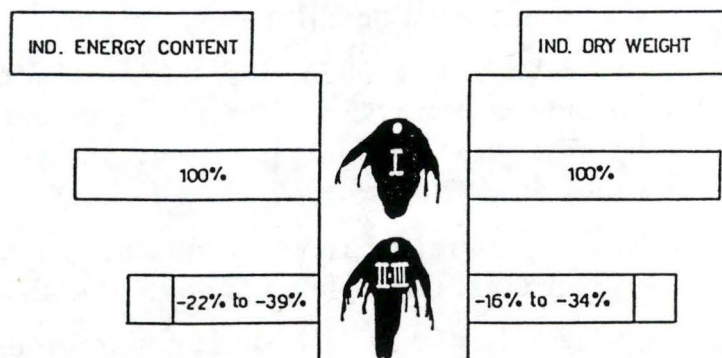


Fig.:II.42b: Changement du contenu énergétique et du poids sec d'*Artemia* au cours de son développement. I nauplii, II et III métanauplii. (LEGER et al, 1987)

- des huiles émulsionnées (WATANABE et al, 1988).
- de la nourriture composée (GATESOUBE et LUQUET, 1981).

La qualité nutritionnelle dépend également de:

- leur poids sec,
- leur contenu calorique,
- leur composition biochimique.

YUFERA et PASCUAL (1987) déterminent le poids des rotifères: entre 120 à 300 μ g par individu. En absence de nourriture et à une température de 25°C, les rotifères perdent journallement de 18 à 26% de leur propre poids. Cette perte de matière organique par les rotifères est responsable d'une faible croissance et de mortalité chez les larves de bar.

D'après AWAÏSS (1992), un régime constitué exclusivement de rotifères (*Brachionus calicyflorus*), peut être envisagé pour les premiers stades de développement larvaire chez la perche fluviatile.

(2) Autres groupes zoo planctoniques:

Les artémia, les cladocères et copépodes constituent également une part importante de l'alimentation naturelle des larves de poisson. C'est pourquoi on a pensé à les utiliser comme aliment en milieu contrôlé.

Une technologie de production est déjà pratiquée pour les crustacés brachiopodes que sont les artémia. Grâce à la disponibilité des oeufs de durée en grande quantité et à la facilité de production à partir de cystes. La taille de ce crustacé à l'éclosion est d'environ 500 μ m; il convient donc pour les larves qui ont déjà une certaine taille (>7mm). Les conditions d'élevage nécessitent une température de 20 à 30°C. Les oeufs sont incubés pendant 24h à une température de 35°C et l'éclosion a lieu.

La valeur nutritionnelle dépend non seulement de leur composition elle même fonction de leur milieu de culture; mais également de leur mode d'utilisation (congelés ou vivants).

Selon FLUCHER (1982), les substances nutritives des artémia ne sont pas détruites si la congélation des organismes est rapide.

GABNER et al (1981), signalent que la congélation ou la lyophilisation ne diminue pas l'activité des protéases mais que les effets de la congélation provoquent une dissolution rapide du matériel soluble dans le milieu de culture. Après 10 minutes à 9°C, 70 à 75% de l'activité des protéases ainsi que une proportion supérieure en acides aminés a disparu de l'aliment et se retrouve dissous dans l'eau d'élevage.

La valeur nutritionnelle des artémias varie:

- en fonction des souches (Fig.:II.42a).
- en fonction du stade de développement (Fig.:II.42b).

| | <i>Acartia clausi</i> | | | <i>Daphnia</i> sp. e | <i>Moina</i> sp. cultured with | | |
|-------------------|-----------------------|-------|------|-------------------------|--------------------------------|------------------------|----------------|
| | May | Dec. | Jun. | | Yeast | Yeast + poultry manure | Poultry manure |
| | 1976 | 1976 | 1977 | | Feb. 1976 | Oct. 1976 | Dec. 1976 |
| Moisture (%) | 86.9 | 87.8 | 88.1 | 89.3 | 87.2 | 89.0 | 87.9 |
| Crude protein (%) | 9.3 | 8.6 | 8.5 | 7.5 | 8.8 | 8.6 | 8.2 |
| Crude lipid (%) | 1.1 | 1.5 | 1.3 | 1.4 | 2.9 | 1.3 | 3.3 |
| Crude ash (%) | — | — | 2.1 | 0.7 | — | — | — |
| Ca (mg/g) | 0.60 | 0.39 | 0.39 | 0.21 | 0.12 | 0.12 | 0.23 |
| Mg (mg/g) | 0.91 | 0.90 | 0.76 | 0.12 | 0.12 | 0.11 | 0.18 |
| P (mg/g) | 1.53 | 1.52 | 1.48 | 1.46 | 1.85 | 1.23 | 1.57 |
| Na (mg/g) | 6.91 | 5.66 | 6.63 | 0.74 | 1.09 | 1.46 | 0.56 |
| K (mg/g) | 2.90 | 3.05 | 2.21 | 0.72 | 0.92 | 1.03 | 0.90 |
| Fe (µg/g) | 37.3 | 61.0 | 11.5 | 72.2 | 46.4 | 38.0 | 175.8 |
| Zn (µg/g) | 98.2 | 130.4 | 39.0 | 12.8 | 10.0 | 9.4 | 17.2 |
| Mn (µg/g) | 0.8 | 1.0 | 0.2 | 13.2 | 0.5 | 0.7 | 3.5 |
| Cu (µg/g) | 12.2 | 8.6 | 2.8 | 1.1 | 5.8 | 2.8 | 3.8 |

Fig.:II.43a: Composition générale de *Acartia*, *Daphnia*, *Moina*. (WATANABE, 1983).

| | Cultured under natural conditions without feed Nov.—Feb. 1975—1976 | <i>Tigriopus japonicus</i> cultured with | | | | | | | | |
|-------------------|--|--|-----------|------------------------|-----------|-------------------------------|-----------|----------------------|----------------|------|
| | | Yeast | | Yeast + Chlorella | | Yeast + formula diet of prawn | | S Yeast ² | Soy sauce cake | |
| | | Dec. 1976 | Nov. 1976 | Nov. 1977 ¹ | Jun. 1976 | Nov. 1977 | Nov. 1977 | Dec. 1976 | Nov. 1977 | |
| Moisture (%) | 88.6 | 87.1 | 87.3 | 87.1 | 86.0 | 87.3 | 86.3 | 87.2 | 87.8 | 84.8 |
| Crude protein (%) | 8.1 | 8.5 | 9.2 | 9.1 | 9.1 | 9.0 | 9.8 | 8.7 | 9.2 | 9.6 |
| Crude lipid (%) | 2.6 | 3.2 | 2.2 | 2.4 | 3.6 | 2.8 | 3.1 | 2.6 | 1.7 | 3.0 |
| Crude ash (%) | 0.5 | 0.6 | 0.5 | 0.6 | 0.5 | 0.5 | 0.5 | 0.6 | 0.6 | 0.6 |
| Ca (mg/g) | 0.11 | 0.26 | 0.25 | 0.18 | 0.30 | 0.15 | 0.25 | 0.40 | 0.36 | 0.50 |
| Mg (mg/g) | 0.23 | 0.35 | 0.21 | 0.26 | 0.28 | 0.23 | 0.27 | 0.33 | 0.38 | 0.31 |
| P (mg/g) | 0.94 | 0.92 | 1.27 | 1.39 | 1.24 | 1.31 | 1.39 | 1.41 | 1.46 | 1.42 |
| Na (mg/g) | 0.73 | 1.57 | 0.31 | 0.52 | 0.47 | 0.61 | 0.42 | 0.46 | 1.98 | 0.56 |
| K (mg/g) | 0.66 | 1.07 | 0.63 | 0.77 | 0.89 | 0.84 | 0.63 | 0.68 | 0.96 | 0.86 |
| Fe (µg/g) | 94.1 | 20.3 | 41.9 | 26.5 | 36.8 | 33.8 | 22.3 | 33.5 | 25.4 | 44.7 |
| Zn (µg/g) | 11.4 | 9.4 | 32.0 | 15.8 | 8.1 | 12.3 | 40.6 | 24.5 | 8.5 | 40.4 |
| Mn (µg/g) | 2.1 | 0.9 | 1.0 | 0.8 | 1.5 | 1.0 | 1.3 | 1.3 | 1.1 | 1.9 |
| Cu (µg/g) | 1.8 | 3.0 | 3.1 | 2.5 | 2.3 | 2.4 | 5.2 | 2.7 | 1.9 | 8.2 |

Fig.:II.43b: Composition générale de *Tigriopus* cultivés sous différentes conditions. (WATANABE, 1983).

Les cladocères et, les copépodes bien que pouvant être élevés, ne font pas l'objet d'une production systématique.

Parmi les cladocères, il existe deux souches: *Moinia* qui a une taille adulte de 350 à 500µm et *Daphnia* avec une variation de taille plus importante:

- 780 à 860µm,
- 2000 à 3120µm,
- 3680 à 5470µm.

Ce sont principalement les tailles comprises entre 780 et 860µm qui sont sélectionnées par les larves.

WATANABE et al (1983) ont décrit la variation de qualité nutritionnelle des cladocères d'eau douce (Fig.:II.43a). Chez les copépodes, deux souches marines: *Tipriotus* et *Arcatia*, sont bien connues étant donné leur convenance pour les larves. Leur valeur nutritionnelle en fonction des conditions du milieu de culture sont représentées à la fig.:II.43b.

Conclusion: ces animaux zooplanctoniques peuvent être décrits comme étant de petites capsules vivantes transmettant les nutriments aux larves et notamment les acides gras hautement insaturés.

b) La nourriture artificielle:

Le savoir faire dans la formulation et la production de l'aliment contribue dans une large part au succès de l'aquaculture. La nourriture étant un des facteurs essentiels dans le coût de la production. La composition de l'alimentation artificielle imite le mieux possible celle de la matière sèche contenue dans les proies vivantes.

La plupart des ingrédients disponibles doivent subir un processus pour inactiver les facteurs anti-nutritionnels par traitement thermique ou assèchement.

En fonction du contenu en eau, la nourriture peut être classifiée en:

- nourriture sèche <20%,
- nourriture humide >50%,
- moist pellet, intermédiaire avec de 20 à 50% d'eau (SOLBERG, 1979).

Une des limites de l'aliment sec est son manque d'eau qui joue un rôle important dans le métabolisme électrolytique des larves.

L'alimentation formulée doit correspondre à certains critères:

- stabilité,
- homogénéité,
- attractabilité,
- in contamination,
- équilibre de la colonne d'eau,

- fraîcheur,
- digestibilité.

Les aliments artificiels sont généralement distribués de façon fréquente et automatisée pour permettre à la larve habituée à trouver de la nourriture en permanence, de passer progressivement à un nombre limité de repas et à localiser le ou les points de distribution.

D'après BARNABE (1991), la répartition de l'aliment en surface facilite le sevrage.

(1) Avantages:

- Evite le coût du travail de récupération et d'élevage du zooplancton.
- Evite le risque de maladies de contamination.
- Coût inférieur à celui de l'aliment naturel (cystes d'artémia).

(2) Inconvénients:

- Peut engendrer le cannibalisme principalement si une grande quantité de larves sont en présence. HECHT et PIENAAR (1991) ont démontré que les espèces cannibales pouvaient décharger leur comportement d'agressivité quand une nourriture vivante leur était offerte.
- Problèmes d'inflation de vésicule natatoire, donc de mortalité: il se crée, à la surface de l'eau, une pellicule qui empêche la larve de venir avaler les bulles d'air indispensables à l'inflation de la vésicule natatoire.
- Déformation pathologique due à des carences dans certaines vitamines.
- Diminution de la qualité de l'eau: la nourriture artificielle est plus polluante; il y a moins d'absorption.
- Acceptation peu développée.

2. Croissance et survie larvaire.

La croissance peut être définie comme étant le résultat de deux processus opposés:

- la synthèse de matériel corporel (anabolisme).
- la combustion de matières corporelles (catabolisme).

Les deux processus dépendent de la taille et peuvent être exprimés:

$$y = a \cdot w^b \text{ où:}$$

- ♦ w: poids.

Selon cette approche, la courbe de croissance d'un poisson peut être décrite par:

dw

$$— = a_1 \cdot w^b - a_2 \cdot w^c \text{ où:}$$

dt

- ♦ $a_1 \cdot w^b$: anabolisme et
- ♦ $a_2 \cdot w^c$: catabolisme.

La croissance larvaire et adulte n'est pas comparable. En effet, le taux de croissance spécifique de la larve pesant de 1 à 10 mg est de 50 %/jour, tandis que celui d'un juvénile de 100 gr est de 1 à 2 %/jour.

La diminution du taux de croissance durant l'ontogenèse est associée à une large baisse de la synthèse des protéines dans tout le corps, ainsi qu'à une diminution du turn over. Chez la larve, le turn over des protéines est très élevé dans les tissus actifs (tube digestif) qui constituent une grande proportion du corps; chez l'adulte, ce sont les muscles qui constituent la plus grande partie du corps. (DABROWSKI, 1986).

Il est donc inapproprié d'extrapoler l'allométrie des larves et des juvéniles (POST, 1990).

La croissance de la larve est souvent exprimée en terme de croissance en longueur (mm/jour).

L'avantage d'appliquer cette expression est que la chute linéaire de la croissance relative (dl/dt) est associée avec une augmentation de la taille du poisson.

D'où le taux de croissance spécifique en longueur reste constant. Cependant, les études nutritionnelles ont étudié la croissance larvaire en termes de poids car une analyse plus précise des relations entre nutrition, métabolisme et croissance est nécessaire pour établir les conditions d'élevage et les stratégies de nourrissage. Pour une bonne appréciation de la croissance, on calcule le taux de croissance spécifique défini comme le gain de poids journalier du poisson exprimé en pourcentage de son poids actuel.

$$\text{SGR} = \frac{\text{Ln } W_2 - \text{Ln } W_1}{T} \times 100 \text{ où:}$$

- ♦ S.G.R.: Specific Growth Rate (%/jour).
- ♦ W_2 : poids des poissons en fin d'expérience (g).
- ♦ W_1 : poids des poissons en début d'expérience (g).
- ♦ T: période d'élevage (jours).

Un taux de croissance spécifique de 2% par jour accroît de 0,2g le

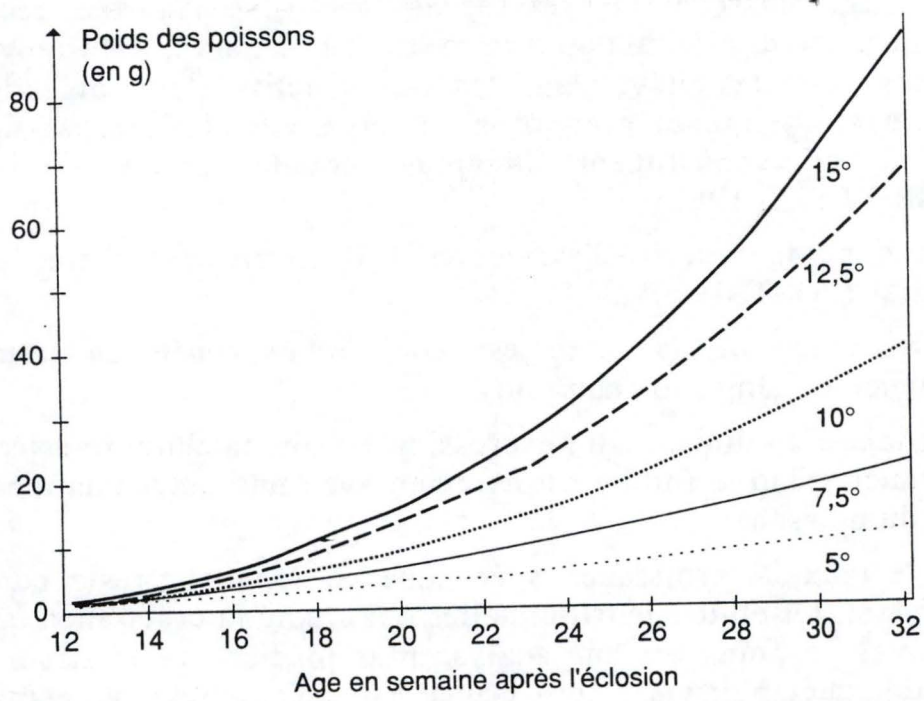


Fig.:II.44: Influence de la température sur la croissance de la truite arc-en-ciel dans les mêmes conditions et avec la même nourriture. (CHO, 1986).

poids d'un poisson de 10g mais augmente de 10g un poisson de 500g.

a) Facteurs affectant la croissance et la survie:

(1) La température:

La température agit de façon directe et indirecte sur la croissance larvaire. En effet, elle l'affecte de façon indirecte en jouant sur le développement du zooplancton, et la concentration en O₂ dissous.

Elle l'affecte directement en jouant sur l'activité de recherche alimentaire, les besoins nutritionnels et le métabolisme des larves.

KUDRINSKAYA (1970) a remarqué dans son étude sur les jeunes larves de perche et de sandre, qu'une réduction de la température de l'eau de 19,3°C à 16°C pouvait diminuer la consommation de nourriture de la larve dans la proportion de 1,2 à 1,4 fois. Mais il y a également un changement dans la distribution d'énergie, en effet, une plus grande proportion va être allouée au métabolisme et cela, même si la quantité de nourriture est adéquate.

Le résultat sera une chute du taux de croissance de l'ordre de 5 à 6 fois moins élevé qu'à haute température. Une baisse de température peut être la cause d'un retard de développement larvaire. A 16°C, la larve de perche ne passe pas par une étape de développement complet en 5 jours.

Selon Mc CORMICK (1976), la température optimale de croissance pour la perchaude est de 28°C; le taux de croissance étant faible entre 20 et 24°C.

En condition non restrictive:

- à 28°C, le taux de croissance chez les perchaudes (dont le poids moyen initial était de 0,74g) était de 3,77% par jour
- à 32°C, le taux de croissance était de 2,82 % par jour; cependant, plus de 85% des larves avaient la colonne incurvée.

Chez le wallye on obtient une meilleure croissance en taille quand la température d'élevage se situe à 24°C plutôt qu'à 19°C avec une taille respective de 31,4 mm et de 23,4 mm après 30 jours d'élevage. On a pu remarquer que pour la truite la température assurant une croissance optimale est de 15°C.(Fig.:II.44).

(2) La photopériode:

Une photopériode de 16 heures favorise une croissance maximale chez les larves de perche. Il faut savoir que la consommation de nourriture de la perche diminue avec l'intensité lumineuse étant donné qu'elle est un poisson pélagique.

HINSHAW (1985) cité par GOUBIER et MARCHANDISE (1990) propose une intensité de 205 Lux à la surface de l'eau car une trop forte intensité lumineuse accentue le stress chez les jeunes perches.

(3) La densité larvaire:

Une densité larvaire trop importante peut nuire à la croissance de la perche et accentue les risques de prédation et de cannibalisme.

Chez le walleye, le cannibalisme peut cependant être réduit en créant une circulation d'eau dans les aquariums ce qui force les poissons à nager dans la même direction et évite les contacts frontaux. (LOADMAN et al, 1986 revu par LOADMAN et al, 1989). Il faut veiller à adapter la densité larvaire aux disponibilités alimentaires. Une densité de 1 à 10 larves par litre d'eau est conseillée pour l'élevage de la perche en condition intensive. (HALE et CARLSON, 1972). Chez les larves de walleye, les densités suivantes sont requises:

- en condition intensive: une densité <1 larve par litre.
- en étang: de 0,02 à 0,04 larve / litre.

(CHESHIRE et STEELE, 1972).

(4) L'alimentation:

L'efficacité de croissance est déterminée par la quantité et la qualité de nourriture offerte aux larves.

(a) La quantité:

La quantité d'aliment disponible, détermine la réussite de l'élevage au point de vue survie. En fait, il est nécessaire de trouver la densité optimale en zooplancton en sachant que:

- une concentration trop élevée réduit le temps de résidence dans le tube digestif et affecte l'efficacité de l'assimilation.
- une concentration trop faible ne permet pas la croissance faute d'énergie insuffisante.

La quantité de zooplancton ingérée dépend de l'âge de la larve suivant une fonction exponentielle, pour le bar, le nombre de nauplii d'artémia ingéré par larve et par jour augmente suivant la relation (BARNABE, 1991):

$$N = 3,77 \cdot e^{0,4 LT} \text{ où:}$$

- ♦ LT: longueur totale,
- ♦ N: quantité de zooplancton ingérée.

Ainsi, une larve d'une longueur de

- ♦ 5 mm (10 j) consommera ~ 20 nauplii/jour.
- ♦ 8 mm (15 à 20 j) consommera ~ 100 nauplii/jour.
- ♦ 10 mm (22 à 28 j) consommera ~ 200 nauplii/jour.

KUDRINSKAYA (1970) a étudié l'effet de différentes concentrations en zooplanctons sur la croissance et la survie des jeunes larves de perche (*Perca fluviatilis*) et de sandre (*Lucioperca lucioperca*).

Trois types de concentration ont été établies pour 300 sandres et 250 perches dans 350 litres avec un poids initial de 3,5 mg pour les perches et de 2,1 mg pour les sandres.

- 1) 3 à 6 mg de zooplancton/litre.
- 2) 1,5 à 2,7 mg de zooplancton/litre.
- 3) 0,5 à 0,1 mg de zooplancton/litre.

Quand les conditions sont bonnes à moyennes, (1 et 2) à 19,3°C de 52 à 60 % de l'énergie des aliments est allouée pour la croissance. Par contre, dans de pauvres conditions (3) cela ne dépasse pas 42%. En fait, quand la concentration est inadéquate, une grande partie de l'énergie emmagasinée sera destinée à couvrir les dépenses associées à la recherche de nourriture. D'où la croissance sera plus faible et le taux de mortalité plus important.

Dans de bonnes conditions le taux de croissance spécifique sera trois fois plus élevé chez la perche, et quatre fois plus élevé chez le sandre que dans les conditions pauvres. Selon HEIDINGER et KAYES (1986), le minimum d'organismes zooplanctoniques attribués pour une larve de perche (*P. fluviatilis*) en fin de résorption est de 250 par jour et par distribution (4 fois par jour).

Avec cette concentration, ils obtiennent un taux de survie de 50% après trois semaines. Selon HALE et CARLSON (1972), 900 organismes zooplanctoniques sont nécessaires par larve de perche et par jour. Il est important d'avoir une alimentation en excès. Selon AWAÏSS (1992), le taux d'ingestion de rotifères pour une croissance optimale est de:

- ♦ 770 rot/jour pour une larve en fin de résorption.
- ♦ 1230 rot/jour pour une larve après trois jours de nourrissage.
- ♦ 2230 rot/jour pour une larve après six jours de nourrissage.

(b) La qualité:

La qualité nutritionnelle des organismes zooplanctoniques (mentionnée précédemment) et de la nourriture artificielle, est le facteur principal qui détermine la croissance et la survie des larves.

Il s'avère important de contrôler la composition de zooplancton avant tout test de nourrissage. Ainsi, un niveau de HUFA (n-3) trop faible peut engendrer une forte augmentation de la mortalité principalement chez les poissons marins.

VAN BALLAER et al (1985) a remarqué une différence du taux de survie entre les larves de loup (*Dicentrarchus labrax*) nourries avec artémia, et celles nourries avec artémia enrichi de HUFA. La survie de ces dernières étant nettement meilleures.

Les larves de daurades nourries avec des rotifères cultivés sur *Chlorella* (marine) présente une croissance supérieure à celles nourries avec rotifères élevés sur levure. En fait, celles-ci

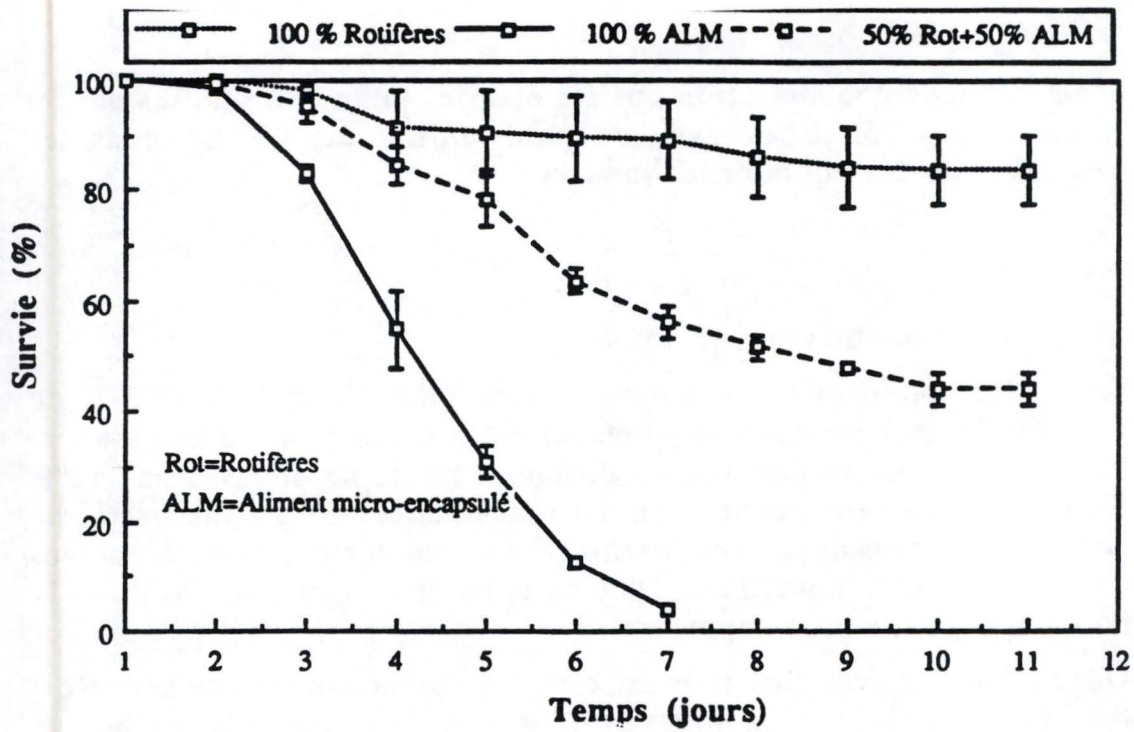


Fig.:II.45a: Survie des larves de perche nourries avec un régime constitué de rotifères (*B. calyciflorus*) d'aliments artificiels microencapsulés ou mixtes. (AWAISS, 1992)

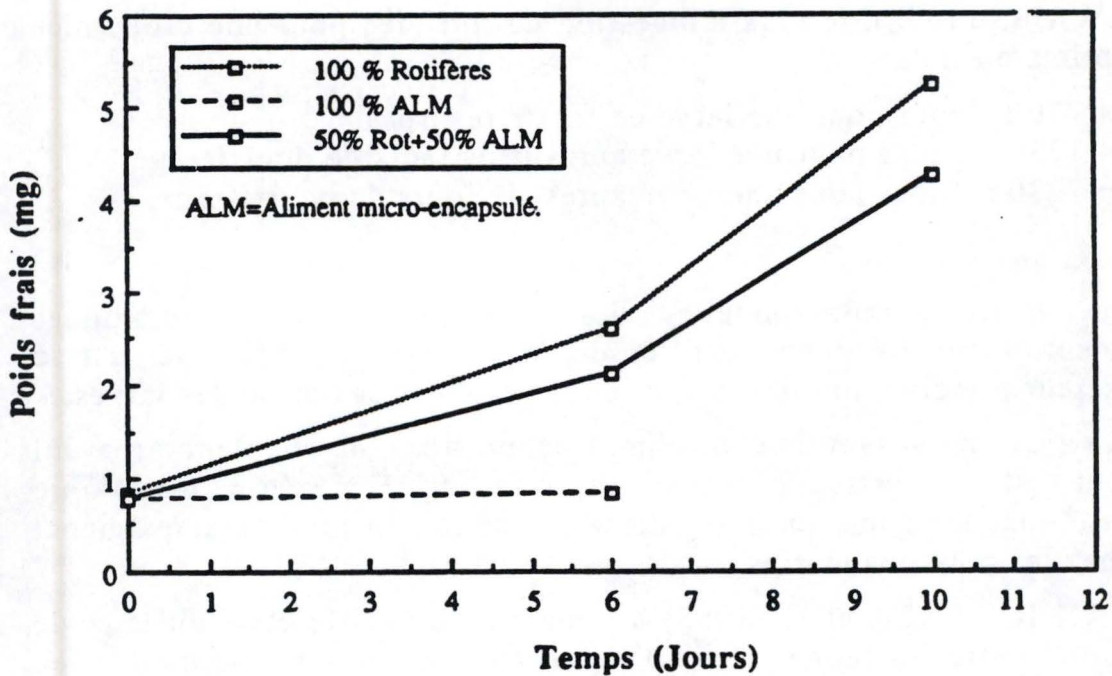


Fig.:II.45b: Influence du régime alimentaire sur la croissance des larves de perche durant les 10 premiers jours. (AWAISS, 1992).

présentaient des syndromes pathologiques, couleur sombre, manque d'appétit et leur taux de mortalité était supérieur aux autres. (KITAJIMA et KODA, 1976; KITAJIMA, 1978; KITAJIMA, et al 1979; FUJITA, 1979 cité par WATANABE, 1984). Ceci serait la conséquence d'une déficience de la levure en HUFA.

Des essais réalisés par GATESOUBE et ROBIN (1982), sur des larves de *D. labrax*, ont montré que la nourriture composée (voir tables) enrichie offerte aux rotifères influençait le poids moyen des larves. La différence de poids observée entre les rotifères nourris avec aliment seul et ceux nourris aux algues s'est estompée au moment où les larves ont ingéré les artémia. Ceci est probablement dû à la qualité diététique de l'artémia.

La qualité nutritionnelle des artémia est en fait le résultat de plusieurs facteurs interagissant: enzymes protéolytiques, haute teneur en HUFA (selon les souches).

On ne connaît pas très clairement le facteur qui influence sa qualité diététique. C'est un tout qui assure une bonne croissance et une bonne digestibilité.

La croissance et la survie des larves varient avec le type d'aliment qui leur sont fourni.

Des larves de perche en fin de résorption ont été nourries avec des rotifères (*Brachionus calyciflorus*) nourris avec *D. chlorelloïdes* et avec du plancton artificiel (aliment microencapsulé).

Avec les rotifères, la mortalité a évolué entre 10 et 15 % après 10 jours (Fig.:II.45a) et la croissance s'est avérée meilleure (Fig.:II.45b). En effet, le coefficient d'efficacité protéique obtenu avec les rotifères est de 2,21. Ce coefficient confirme une excellente valorisation par les larves et une utilisation maximale des protéines de la ration. La composition en acide gras des larves reflète celle de *Brachionus calyciflorus* avec notamment une présence fort significative de la famille des linoléique (n-6).

L'utilisation d'un régime mixte (aliment micro en capsulé + *Brachionus calyciflorus*) a permis d'obtenir chez les larves de perche une survie moyenne de 42 % et un taux de croissance spécifique de 17,15 % du poids frais par jour.

On observe cependant que les larves se nourrissent beaucoup plus de rotifères. Avec l'aliment artificiel, la mortalité est très élevée et la croissance pondérale est quasi nulle. Ceci montre l'inadéquation de la nourriture artificielle pour les jeunes larves de perche.

Selon HEIDINGER et KAYES (1986), une masse minimale de 380 mg et une taille de 13 mm sont recommandées pour débiter avec l'aliment artificiel. Le taux de survie semble être directement lié à la taille au moment du passage sur aliment artificiel.

Moins de 50 % des larves de perche d'une taille inférieure à 16 mm

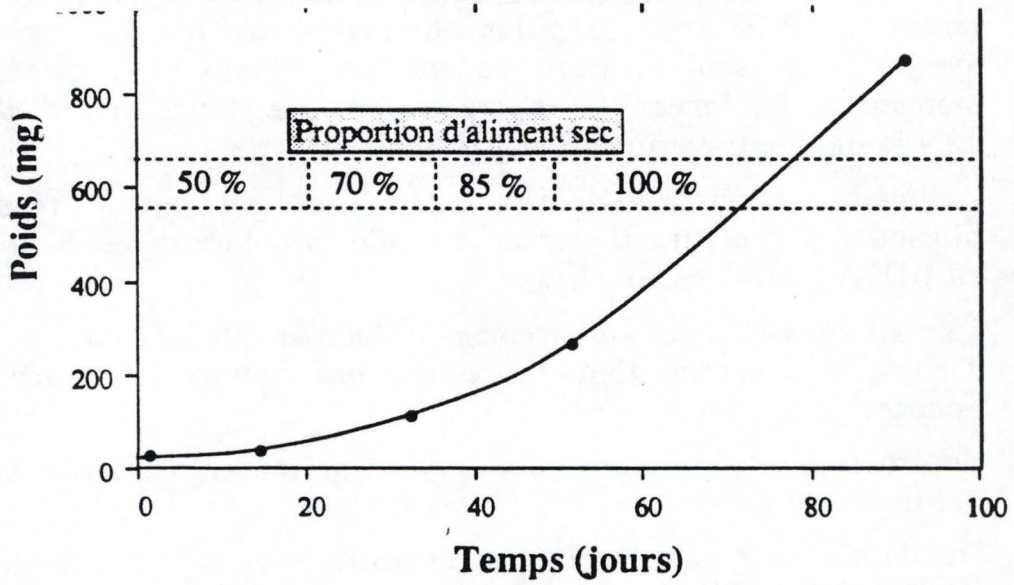


Fig.:II.46: Croissance des larves des perche élevés en conditions intensives depuis l'éclosion. Réduction progressive de la part d'aliment naturel *Artemia* vivant puis congelé dans la ration. (KESTEMONT et al, 1989).

survivront au changement d'alimentation. Par contre le taux de survie sera de ~ 80 % pour une larve de 18 mm (BEST, 1981; cité par HEIDINGER et KAYES, 1986).

NICKUM (1978) tire les mêmes conclusions avec les larves de walleye.

Le moment du sevrage peut faire varier la croissance.

Chez le bar sevré brutalement à 23 jours on a remarqué un arrêt de croissance alors qu'à 30 jours il n'y a aucun arrêt. Il est important de passer par une étape de transition avant de commencer l'aliment artificiel.

Ainsi, chez les larves de perche nourries pendant 20 jours, successivement avec rotifères, régime mixte (50 % artémia + 50 % épac) on peut réduire la proportion d'aliment naturel petit à petit et, vers l'âge de 2 mois, l'arrêter complètement. La mortalité à ce stade devient très faible (Fig.:II.46).

Chez les juvéniles *Perca flavescens* de ~ 16 gr, on a pu constater que la croissance était satisfaisante avec un aliment semi-purifié mais qu'il fallait également une certaine période d'adaptation avec un aliment combiné (semi-purifié + aliment pour truites).

La meilleure stratégie pour amener les perches vers un aliment artificiel est de combiner les aliments naturels et artificiels.

Conclusion: Pour optimiser survie et croissance lors des premiers stades larvaires de la perche, une alimentation vivante est indispensable.

(5) Influence hormonale:

Au sujet de l'influence hormonale sur la croissance, MALISON et KAYES (1988), ont étudié l'effet du 17β -oestradiol sur la croissance des juvéniles de perchaudes.

En fait, administrée à une dose de $15\mu\text{g/g}$ dans le régime alimentaire des perchaudes (nourries à satiété) l'oestradiol a provoqué une stimulation du gain de poids et de l'ingestion de nourriture chez les deux sexes. Le traitement est resté cependant sans effet sur l'efficacité de conversion alimentaire mesurée par le rapport du gain corporel de poisson au poids de nourriture ingérée. La croissance des perchaudes femelles était cependant plus élevée que chez les mâles à satiété. Il serait donc intéressant de développer ce genre de pratique en pisciculture afin d'accroître les potentialités de croissance.

H. POTENTIALITES DE LA PERCHE EN AQUACULTURE.

1. Entraves au développement.

A l'heure actuelle, l'aquaculture de la perche n'est pas encore établie. Bien que de nombreuses recherches sur les potentialités d'élevage de la perchaude ont déjà été menées aux Etats Unis, peu d'entre elles ont été testées de façon pratique pour permettre leur intégration directe vers l'aquaculture. C'est pourquoi les objectifs actuels de NCRAC (North Central Region Aquaculture Center) sont donc de tester les technologies de manière pratique en vue de les intégrer dans l'aquaculture.

Un autre problème qui entrave le développement de l'aquaculture de la perche est la difficulté d'amener les larves vers une alimentation artificielle.

2. Possibilités d'élevage.

Toutefois, ce problème pourrait être contourné en commençant l'élevage par un passage en étang.

Les larves provenant de l'écloserie peuvent être déversées en étang deux jours après l'éclosion.

Actuellement, on essaie d'améliorer les techniques d'élevage en étang pour permettre une production de larve à plus grande échelle. Des conditions optimales sont créées en manipulant les caractéristiques du milieu par le biais de stratégie d'aération et de fertilisation. La fertilisation organique ou inorganique, en fonction des disponibilités, permet un apport rapide et important du zooplancton tout en évitant une poussée excessive de végétation.

Il a été remarqué que le **taux de survie** est nettement plus élevé en étang que dans les conditions intensives.

WEST et LEONARD (1972), cités par HEIDINGER et KAYES, 1986, ont chargé un plan d'eau de 23 ares avec 111.000 oeufs fécondés de perchaude. Ils y ont récolté 35.789 juvéniles d'un poids de 0,38g.

Il est important de signaler aussi que les perches élevées dans des cages à filets dans de petits étangs ont un bon taux de survie et une croissance valable; il s'agirait peut-être là d'une bonne potentialité d'élevage.

Le passage en étang est idéal pour d'autres poissons tels que le sandre, le walleye...

Les stratégies de récolte de perche sont variables; une technique intéressante dans ce domaine est le piégeage lumineux (auteurs).

Les larves ayant de 8 à 50mm sont préférentiellement attirées vers la lumière vu leur phototactisme positif. Il est fait usage d'une lampe immergée de manière à diminuer réflexion et réfraction tout en favorisant la pénétration de la lumière. La source lumineuse se situe au milieu d'un filet lesté au moyen de deux poids. Le filet peut être remonté quand les larves se trouvent à l'intérieur de son périmètre.

Les avantages de cette technique sont:

- l'augmentation du rapport entre la capture et l'unité d'effort; il est fait usage de moins de main d'oeuvre.
- une présélection des espèces recherchées par le biais des différences de photo tactisme entre elles.
- une réduction du stress chez les larves par rapport à d'autres méthodes (pêche, vidange...).
- peu de mise en suspension des matières sédimentaires qui réduisent l'O₂ par chocs physiques.

Les inconvénients sont:

- à partir d'une taille de larve supérieure à 50mm, ce dispositif devient caduque vu la diminution du photo tactisme.
- l'inapplicabilité à toutes les espèces; certaines d'entre elles ne sont pas attirées par la lumière.

Une procédure intéressante en vue d'amener les larves vers un aliment artificiel, après la période en étang, serait:

- de concentrer les alevins,
- d'éliminer tout apport de nourriture naturelle,
- d'élever la température pour assurer des réponses agressives,
- d'augmenter la fréquence de nourrissage,
- et de calibrer les alevins afin de réduire le cannibalisme, enfin,
- de leur offrir une nourriture d'une consistance molle; par exemple un Oregon-moist-pellet d'un diamètre de 0,84 à 1,119mm, qui améliore les résultats.

Il y aurait donc peut-être, par ce biais, et moyennant des études complémentaires, des possibilités d'amélioration de l'élevage de la perche en vue de la produire à niveau industriel.

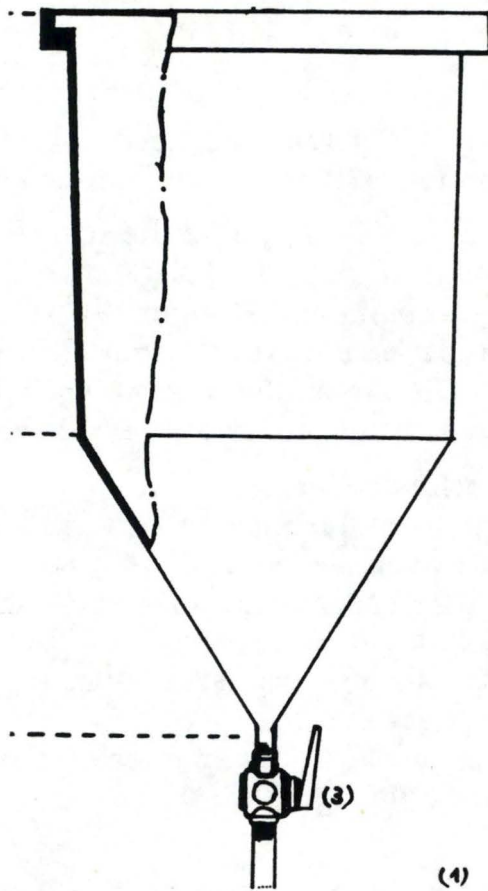
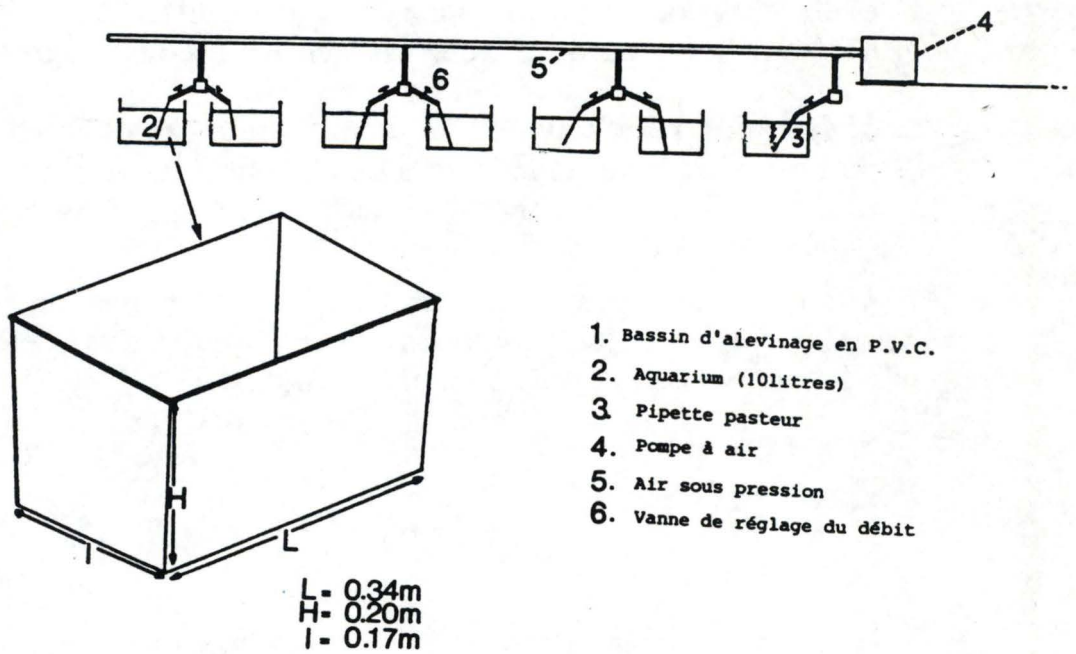


Fig.:III.1a: Bassin cylindro-cônique.



1. Bassin d'alevinage en P.V.C.
2. Aquarium (10litres)
3. Pipette pasteur
4. Pompe à air
5. Air sous pression
6. Vanne de réglage du débit

L- 0.34m
H- 0.20m
l- 0.17m

Fig.:III.1b: Aquariums disposés en batterie.

III. MATÉRIEL ET MÉTHODES.

1. Technologie de production des rotifères. (*Brachionus plicatilis*)

a) Origine:

La souche de rotifères d'eaux saumâtres (*B. plicatilis*), nous a été fournie par le laboratoire d'aquaculture (Prof. P.Sorgeloos) de l'Université de l'Etat de Gand.

b) Dispositif de production:

Les rotifères sont produits en masse dans:

- des aquariums d'une contenance utile de 10l disposés en batterie (Fig.:III.1a).
- des bacs cylindro-côniques en polyester d'un volume de 46l (Fig.:III.1b).

Dans les deux systèmes de production, l'eau est maintenue à une température constante de 25 °C, la salinité du milieu d'élevage est conservée à 18‰ par addition de NaCl dans l'eau de distribution préalablement oxygénée.

Pour les aquariums, un système d'aération composé de pipettes Pasteur, relié à un tuyau d'air surpressé, maintient le milieu sous une agitation continue et modérée, assurant ainsi une bonne répartition des organismes et de l'aliment distribué.

Pour les bacs en polyester de forme cylindro-cônique, ce dispositif est remplacé par un tuyau relié au surpresseur et plongeant dans le milieu d'élevage.

Un orifice situé en bas du cône permet une vidange totale du bassin ou une purge partielle des déchets. Cet orifice est muni d'un robinet qui permet également une récolte journalière des animaux.

L'aliment de production utilisé (culture Selco) provient de la firme ARTEMIA SYSTEM (INVE, Dendermonde, Belgique) (composition en annexe); il est distribué à raison de quatre fois par jour. La ration de nourriture est ajustée régulièrement par une estimation quantitative de la population à l'aide d'une pipette de 1000µl. La quantité distribuée par million de rotifères est de 400mg avec une quantité minimale de 50 à 100mg/l de culture.

La concentration en *B. plicatilis* dans chaque échantillon est déterminée par dénombrement, sous loupe binoculaire, puis rapportée

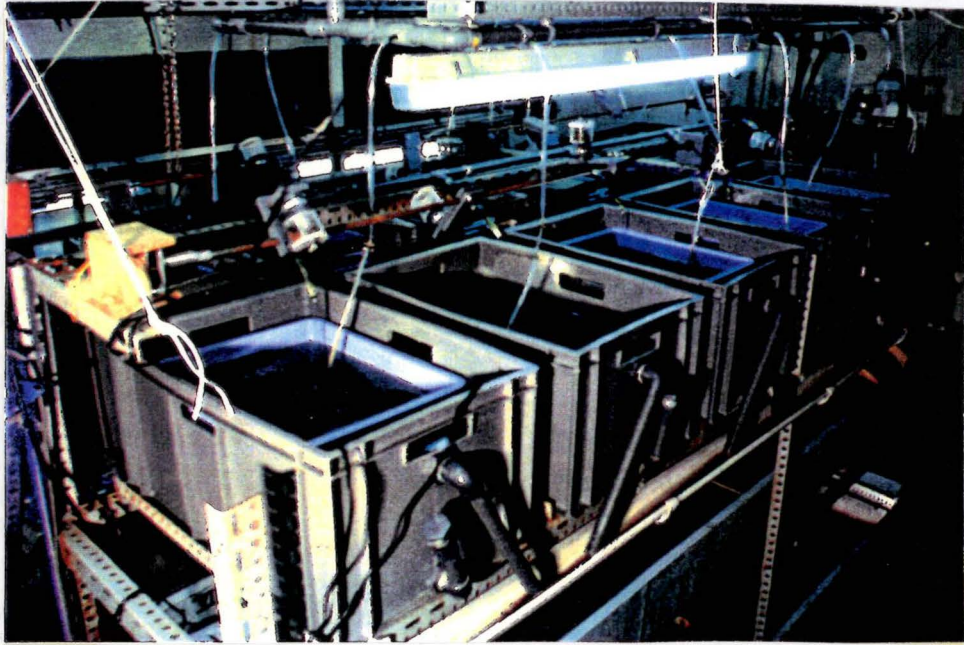


Fig.:III.2: Système d'élevage larvaire.

au volume total de la culture. A une certaine densité de rotifères (<1000rot./ml), on procède à des prélèvements d'un certain volume de culture qui est immédiatement remplacé par un volume égal d'eau pure de même salinité et d'une température plus ou moins égale. La récolte s'effectue grâce à un tamis ayant une maille de 63µm.

2. La production de nauplii d'artémia.

Ils sont obtenus à partir de cystes d'une souche San Fransisco Bay brand et commercialisée par la firme ARTEMIA SYSTEM INVE. L'incubation des cystes se fait à une température de 32°C pendant 24 heures sous éclairage constant et aération continue. Des cuves cylindro-côniques (identiques à celles des rotifères) sont utilisées à cette occasion et contiennent le milieu d'incubation composé d'une eau salée à 25 ‰.

La charge des cystes d'artémia varie de 5 à 6 g/l. La mise en éclosion est ainsi faite et un brassage en continu du milieu est assuré par bullage. Seuls les nauplii éclos sont récoltés le lendemain sur tamis de 250µm.

3. Dispositif expérimental en larviculture.

Le dispositif expérimental est constitué des trois unités autonomes fonctionnant en circuit fermé, avec la possibilité de travailler en circuit semi-ouvert par apport d'eau de distribution pré-aérée dans trois cuves. Chaque unité opérationnelle est constituée des trois compartiments: élevage, décantation et filtration.

a) Compartiment d'élevage:

Il est constitué d'une batterie de 6 ou 7 unités d'élevage; chaque unité étant elle même composée de deux bassins en matière plastique (Fig.:III.2). Le bassin interne (0,4 x 0,3 x 0,3 m; volume utile: 25l) est destiné à contenir les larves et est équipé de fenêtres latérales recouvertes de toiles dont la maille (250 à 1000 µm) est adaptée à la taille des larves. Ce système assure une grande surface d'évacuation de l'eau limitant les risques d'obturation des filtres. Le rôle du bassin extérieur (0.5 x 0.35 x 0.35 m) est de maintenir un niveau d'eau satisfaisant dans le bassin intérieur; le système de trop-plein assurant l'évacuation de l'eau vers le compartiment de décantation.

Ce dispositif permet le transfert journalier des larves d'un bassin usagé vers un bassin propre. Le bassin usagé présente en effet très rapidement un encroûtement de ses parois, provoqué par un développement d'algues et de bactéries, avec comme conséquences, le piégeage et la décomposition des matières nutritives.

Après avoir siphonné des déchets en suspension non évacués lors de la vidange, les larves peuvent être transférées sans encombre et sans manipulation directe vers un nouveau bassin. Ce système, inspiré du

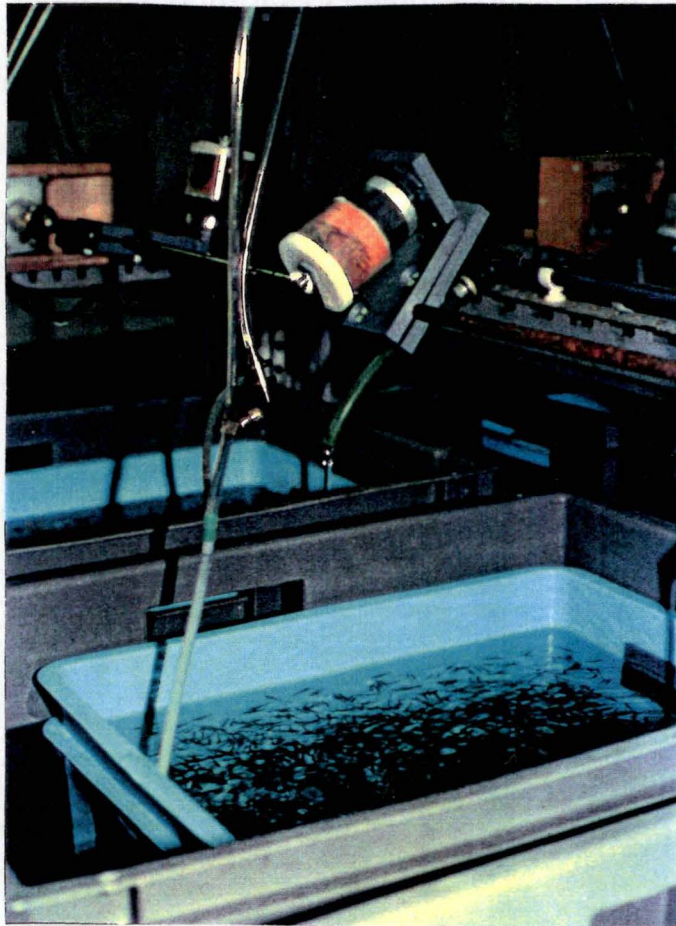


Fig.:III.3: Système de nourrissage larvaire.

système INRA de St-Pee sur Nivelles (France) (CHARLON et BERGOT, 1984) permet de maintenir les larves dans des conditions optimales d'hygiène durant toute leur phase de pré-grossissement, tout en limitant les opérations de nettoyage. Chaque unité d'élevage est équipée d'une alimentation en eau indispensable avec réglage du débit et d'un système d'aération également réglable.

b) Compartiment de décantation:

Il est constitué d'un bassin recevant les eaux usées en provenance des unités d'élevage. Les matières en suspension sédimentent durant leur transit à travers le bassin de décantation, limitant ainsi l'apport de matières particulaires dans le compartiment de filtration. Le compartiment de décantation est équipé d'un système de chauffage constitué de résistances électriques thermostatées d'une puissance de 200 à 800w. L'apport d'eau neuve pré-aérée est également effectuée à ce niveau.

c) Compartiment de filtration:

Il est constitué de trois bassins rectangulaires. Les deux premiers bassins constituent le filtre biologique et sont équipés d'un ensemble de sacs contenant un mélange de billes d'argex et de graviers calcaires (tampon alcalin) sur lesquels se développent les bactéries nitrifiantes. Une ultrafiltration mécanique est ensuite réalisée à l'aide de toile à mailles fines et de charbon actif retenant les micro-particules dans le dernier bassin. L'eau filtrée est finalement remontée par pompe via une lampe germicide U.V.

d) Dispositif de nourrissage:

Les aliments vivants sont distribués de façon continue grâce à une pompe péristaltique.

Les aliments artificiels sont distribués de façon automatique; ce système de nourrissage est inspiré du système rotatoire de Mc FARLANE et adapté aux impératifs de l'élevage larvaire expérimental par CHARLON et BERGOT (1984-1986). Il est constitué de 2 unités séparables: le distributeur d'aliment et le système de support (Fig.:III.3).

- Le distributeur d'aliment est un récipient en polystyrène, équipé d'un bouchon en polyéthylène. Ce dernier est percé d'un orifice dont le diamètre est réglable grâce à un fermoir. Ceci permet le contrôle de la quantité d'aliment à distribuer.
- Le système de support est constitué d'un axe en acier inoxydable relié à un moteur qui fait tourner l'ensemble. Cet ensemble est relié à une minuterie contrôlant la durée de distribution de la nourriture qui est de 15 minutes par heure d'éclairage. La phase d'éclairage du laboratoire s'étale de 6 heures à 22 heures, ce

| <i>Régime</i> | <i>Composition de l'aliment</i> | <i>Période</i> | <i>Ration (% biomasse/jour)</i> |
|---------------|-----------------------------------|----------------|---------------------------------|
| R1 | Artémia vivant | J 4 à J 11 | 50% biomasse/jour |
| R2 | Rotifères <i>B. plicatilis</i> | J 4 à J 11 | 1000 rotifères/larve. |

Tableau:III.1: Composition des régimes alimentaires distribués aux larves de perche pendant la période expérimentale.

qui représente une fréquence de 720 distributions par jour. Chaque couplage de bassins est équipé d'un nourrisseur individuel. La taille de l'ouverture est ajustée en fonction de la quantité et du type d'aliment à distribuer (granulométrie, taux d'humidité, taux de matière grasse, etc.).

4. Origine des poissons et conditions de stockage.

Les larves de perche (*Perca fluviatilis*) proviennent d'une reproduction naturelle en bassin à la station de pisciculture expérimentale de l'UNECED à Haugimont. Les oeufs ont été prélevés dans les bassins de stockage des reproducteurs et transférés dans des sacs de polyéthylène à la station expérimentale de Tihange (C.E.R.E.R., Aquaculture, Ulg) pour être incubés à la température de 20°C. Dès leur éclosion, les larves ont été ramenées à Haugimont, réparties dans les différentes unités d'élevage et nourries avec une alimentation naturelle.

Une partie de ces larves (800) ont servi à réaliser les tests d'appétence; elles ont été réparties dans 4 aquariums d'une contenance utile de 10 l, à raison de 200 larves par aquarium. Chaque aquarium a reçu un régime alimentaire différent:

- rotifères vivants,
- rotifères congelés,
- nauplii d'artémies vivants,
- nauplii d'artémies congelés.

L'évolution de la proportion de larves consommant chaque types d'aliments a été suivie par un examen sous microscope des lots de larves prélevés et un contrôle de la présence de particules alimentaires dans le tube digestif.

Ces tests se sont déroulés pendant 16 jours. Au terme de ces tests, toutes les larves ont été rassemblées et réparties dans les unités d'élevage afin de réaliser la première expérience:

(1) .1) Expérience 1:

La densité larvaire était de 20 larves par litre d'eau soit, 500 larves/bacs. Pour cette expérience, on a utilisé 2 régimes différents: (2 réplicats par régime) composés:

- d'aliment naturel (*Artemia*)
- d'aliment mixte (*Artémia* + Lansy A2 dont composition en annexe).

Le régime alimentaire et la ration journalière (en % de la biomasse) sont explicités au tableau:III.1.

La température d'élevage oscillait entre 19 et 23°C; cette expérience s'étalait sur 20 jours.

| <i>Régime</i> | <i>Composition de l'aliment</i> | <i>Période</i> | <i>Ration (% biomasse/jour)</i> |
|---------------|---------------------------------|----------------|---------------------------------|
| R1 | Artémia vivant: 100% | J 17 à J 23 | 50% biomasse |
| | | J 23 à J 37 | 35% biomasse |
| R2 | Artémia: 50% + Lansy A2: 50% | J 17 à J 23 | 50% biomasse |
| | Artémia: 25% + Lansy: 75% | J 23 à J 30 | 35% biomasse |
| | Artémia: à% + Lansy A2 100% | J 30 à J 37 | 35% biomasse |

Tableau:III.2: Composition des régimes alimentaires distribués aux larves de perche pendant la période expérimentale.

| PERIODE: 12/9/1992 → 2/11/1992. | |
|--|-------------------------------------|
| : 18/8/92 → 21/9/92: 4%. | |
| RATION: (% de biomasse/jours): 21/9/92 → 28/9/92: 5%. | |
| : 28/9/92 → 2/11/92: 6%. | |
| <i>Régime:</i> | <i>Composition de l'aliment:</i> |
| R1 | Larves de chironomidés congelées. |
| R2 | Aliment pour truites (T0). |
| R3 | Aliment composé 37,5% en protéines. |
| R4 | Aliment composé 45% en protéines. |
| R5 | Aliment composé 52,5% en protéines. |
| R6 | Aliment composé 60% en protéines. |

Tableau:III.3: Description des différents régimes alimentaires distribués juvéniles de perche pendant la période expérimentale.

(2) .2) Expérience 2:

Un nouveau lot de jeunes larves (4 jours) a été transféré à Haugimont, pour réaliser la deuxième expérience. La densité était de 1250 larves /bacs; on a également utilisé 2 régimes alimentaires constitués:

- d'une part *Artemia* vivants et
- d'autre part, de rotifères vivants avec 2 réplicats par régimes (Tableau:III.2).

(3) .3) Expérience 3:

La troisième expérience a été réalisée avec des juvéniles de plus ou moins 3 mois provenant:

- de la production de Tihange,
- d'une vidange d'étang d'Haugimont et
- des survivants de la première expérience.

Avant de commencer l'expérience, tous les juvéniles ont été rassemblés en un lot homogène pour permettre à ceux qui n'ont pas été habitués à l'alimentation artificielle de s'y adapter plus facilement. Ils ont alors imité le comportement alimentaire des habitués. Une combinaison d'aliment artificiel (Epac 4) et d'aliment naturel (vers de vase) leur a été fournie. La quantité d'aliment naturelle put progressivement être réduite afin de conditionner tous les juvéniles à une alimentation artificielle. L'expérience pouvait alors être lancée. La phase d'adaptation a duré environ une trentaine de jours.

Six régimes différents ont été testés avec 2 réplicats par régime (Tableau III.3).

- Le premier lot constitue un groupe témoin recevant l'aliment naturel constitué de larves de Chironomidés (congelés).
- Le second constitue un groupe contrôle nourri avec un aliment artificiel de commerce couramment utilisé en salmoniculture (TROUVIT T0, composition en annexe).
- Les lots 3 à 6 ont été nourris avec un aliment expérimental composé dont le contenu protéique respectif était de 37,5%; 45%; 52,5% et 60%. La composition des différents régimes est indiquée au tableau:III.4. Ces régimes sont isocaloriques. L'expérience nous permet de déterminer le meilleur taux de protéines et nous donne quelques informations sur le rapport protéines brutes/énergie optimal pour les juvéniles de perche.

Les valeurs de ces taux (P/E) calculés pour ces régimes sont:

- | |
|--|
| <ul style="list-style-type: none">- R3: 77mg de protéines/Kcal brute ou 18,47g de protéines/MJ.- R4: 92mg de protéines/Kcal brute ou 22,16g de protéines/MJ.- R5: 107mg de protéines/Kcal brute ou 25,26g de protéines/MJ. |
|--|

| FORMULE ALIMENTAIRE DES 4 RÉGIMES EXPÉRIMENTAUX. | | | | |
|---|--|--------|--------|--------|
| <i>Ingrédients</i> | <i>Niveau de protéines (% de Matière sèche)</i> | | | |
| (g/100g de M.S.) | 37,5 | 45 | 52,5 | 60 |
| Caséine | 17,5 | 25,4 | 33,5 | 41,6 |
| Levure du lait | 15 | 15 | 15 | 15 |
| Farine de morue | 15 | 15 | 15 | 15 |
| Dextrine | 20 | 20 | 18 | 12,5 |
| Glucose | 9,4 | 3,8 | - | - |
| Huile foie de morue | 10,3 | 7,8 | 5,5 | 3 |
| Huile de soja | 3 | 3 | 3 | 3 |
| Prémélange vitam. | 5 | 5 | 5 | 5 |
| Prémélange sels | 4 | 4 | 4 | 4 |
| Carboxyméthylcellulose | 1 | 1 | 1 | 1 |
| Energie brute (Kcal) | 485,32 | 485,41 | 486,44 | 486,43 |
| Energie brute (Mj) | 2,03 | 2,03 | 2,03 | 2,03 |
| Protéines/énergie | 18,47 | 22,16 | 25,86 | 29,55 |

Tableau:III.4: Composition des différents aliments expérimentaux.

- R6: 125mg de protéines/Kcal brute ou 29,55g de protéines/MJ.

Cette expérience a été menée pendant 2 mois.

a) Matériel utilisé pour la préparation des différents régimes:

Les régimes alimentaires en teneurs protéiques différentes ont fait l'objet de préparations dans les étapes successives que voici:

- broyage des ingrédients grossiers avec une moulinette à café (pâte de morue concassée dont la composition est en annexe:III.1).
- pesée des proportions des ingrédients (en poudre), régime par régime en tenant compte de leur teneur en matière sèche.
- mélange des ingrédients pesés pour chaque régime jusqu'à l'obtention d'une poudre homogène.
- réalisation d'une pâte assez tendre par mélange d'une poudre homogène avec de l'eau distillée.
- mélange de la pâte ainsi obtenue avec les proportions d'huile de soja et d'huile de foie de morue fixées dans les formules alimentaires.

Les pâtes finales homogènes obtenues ont été passées dans un broyeur à viande dont le tamis avait une maille de 2 mm de diamètre.

Les fils de pâte ainsi obtenus ont été placés à l'étuve (40°C), pendant 48 heures.

Une fois secs, ils ont été concassés à l'aide d'un pilon et d'un mortier, pour obtenir des miettes de 2 mm.

5. Contrôle de la population.

a) Le poids:

Durant toute la phase d'expérimentation, un relevé de poids a été réalisé chaque semaine pour suivre l'évolution de la croissance des larves et des juvéniles de perche. En ce qui concerne les larves, les pesées ont été effectuées à l'aide d'une balance électronique avec une précision de 0,1mg. Pour les juvéniles, les pesées ont été exprimées en grammes à l'aide d'une balance électronique avec une précision de 0,1g.

b) Le taux de croissance spécifique:

S.G.R.(Specific Growth Rate):

$$\text{SGR} = \frac{\text{Ln } W_2 - \text{Ln } W_1}{T} \times 100 \text{ où:}$$

- ♦ S.G.R.: Specific Growth Rate (%/jour).
- ♦ W_2 : poids des poissons en fin d'expérience (g).
- ♦ W_1 : poids des poissons en début d'expérience (g).
- ♦ T: période d'élevage; $\text{Ln } W_2 - \text{Ln } W_1$ (jours).

c) Le taux de conversion alimentaire:

Le taux de conversion est le rapport de la quantité de nourriture distribuée à la quantité de poissons produite pendant un temps déterminé.

$$\text{T.C.} = \frac{N}{G} \text{ où:}$$

- ♦ T.C.: Taux de conversion.
- ♦ N: Nourriture sèche ingérée (g).
- ♦ G: Gain de poids vif (g).

d) Coefficients d'utilisation protéique:

Le coefficient d'utilisation protéique exprime la quantité de poissons produits (g) par unité de poids (g) de protéines de la ration.

$$\text{CEP} = \frac{W_2 - W_1}{A \cdot P_A} \text{ où:}$$

- ♦ C.E.P.: coefficient d'efficacité protéique.
- ♦ $W_2 - W_1$: accroissement en poids réalisé par le poisson dans l'intervalle de temps ($t_2 - t_1$) (g).
- ♦ A: quantité de l'aliment sec distribué durant ce même intervalle de temps (g).
- ♦ P_A : teneur protéique de l'aliment sec (g).

Le N.P.U. apparent donne une estimation de la rétention protéique; c'est à dire du pourcentage de protéines ingérées retenues dans la carcasse du poisson.

$$\text{NPU apparent} = \frac{P - P_0}{I} \times 100 \text{ où:}$$

- ♦ N.P.U.: Net Protein Utilisation
- ♦ P: quantité totale (g) de protéines contenues dans le poisson entier en fin de croissance.
- ♦ P₀: quantité totale (g) de protéines contenues dans le poisson en début de croissance.
- ♦ I: Quantité de protéines (g) distribuées avec les rations pendant la période de croissance étudiée.

6. Analyses biochimiques.

a) Dosage de la trypsine:

Les analyses de l'activité tryptique ont été effectuées au département de biochimie (Prof. J. Remacle) des Facultés universitaires Notre Dame de la Paix.

Pour les expériences avec les larves, une dizaine de larves par bac ont été prélevées chaque semaine et stockées à -74°C dans un congélateur de type biofreezer pour éviter toute dénaturation des enzymes. Les échantillons à doser (larves de perche entières) sont homogénéisés individuellement ou en groupe dans un POTTER ELVEHJEM micro-homogénéisateur en utilisant un millilitre de tampon TRIS HCL à froid, contenant 0,02 môle de CaCl₂ * H₂O. Les ions Ca²⁺ évitent la formation d'agrégats inertes de trypsine. Dans le cas des juvéniles qui ont été échantillonnées en début et en fin d'expérience, à raison de six par aquariums, seul le tractus digestif en entier a été prélevé pour réaliser les dosages enzymatiques dans un millilitre de tampon.

L'homogénat est ensuite centrifugé à 6000 trs/min pendant 60 minutes. Le surnageant est récupéré et servira à mesurer l'activité de la trypsine. Le substrat utilisé est fluorescent. Il est obtenu en solution d'après le protocole suivant (UEBERSCHAR, 1988):

0,2 mmôle de N-a-carbobenzoxy-L-arginine-4-méthylcoumarinyl-7-amide (CBZ-L-Arg-MCA) (la concentration finale dans la cuvette est de 0,17 mmôle), dissous dans du DMSO (diméthylsulfoxyde) et mélangé avec du tampon TRIS-HCl (0,1 môle, pH = 8,00), contenant 0,02 môle de CaCl₂*H₂O.

Après, on passe à la mesure de l'activité enzymatique (trypsine) par la lecture au spectrofluoromètre (modèle Kontron spectral fluoromètre, SFM 25) après avoir réglé l'appareil à 365 nm pour l'excitation et à 440 nm pour l'émission. La sensibilité utilisée est HV = 260.

Pour la lecture proprement dite, on met 1,5 ml de substrat mélangé à 300 µl de trypsine ou de surnageant d'homogénat de larve, qu'on met dans un bain à 24°C. La lecture se fait par intervalles de 2 minutes (8 intervalles).

Le principe de l'utilisation du CBZ-L-Arg-MCA comme substrat est sa spécificité à la trypsine. En fait, le substrat est couplé à une molécule fluorescente (MCA) qui est libérée lors de la réaction enzymatique (trypsine-substrat) et peut être détectée par spectrofluorométrie.

Les produits utilisés proviennent des laboratoires BOEHRINGER à MANNHEIM pour la trypsine (à partir de pancréas bovins cristallisés, lyophilisés, 40 UI/mg), le substrat provient des laboratoires SIGMA.

b) Dosage des protéines:

(1) Par la méthode de FOLIN:

Ce dosage a été réalisé sur les mêmes homogénats de larve que pour les dosages enzymatiques. Pour chaque tube d'homogénat de larve on ajoute:

100µl de NaOH 1N. Temps de réaction: 30 minutes.

1ml de la mixture alcaline. Temps de réaction: 15 minutes.

Composition: 100ml de Na₂CO₃ 0,19M
 + 0,1ml de CuSO₄*5H₂O 0,04M
 + NaKC₄H₄O₆*1H₂O 0,07M

100 µl de mixture de Folin (de minutes en minutes). Temps de réaction: 30 minutes.

Les tubes sont alors lus de minutes en minutes à 660 nm dans le spectrophotomètre préalablement réglé à zéro avec l'eau distillée.

Le principe de la méthode de Folin est que les protéines dénaturées par NaOH ont leur structure native détruite et découvrent donc tous leurs groupements face aux réactifs. D'une part, les ions cuivriques forment un complexe bleu avec les liaisons peptidiques; d'autre part, un complexe phospho-molybdique-phosphotungstique est réduit par les résidus tryptophane et tyrosine de la protéine.

(2) Par l'analyseur d'N et de C (CARLO ERBA):

Les larves de perche entières sont séchées à l'étuve pendant 48h et broyée avec un pilon et un mortier afin de former une poudre qui sera analysée. Les juvéniles de perche dépourvus de tête et de tractus digestif, sont découpés en morceaux et placés au lyophilisateur pendant 72 heures puis à l'étuve pendant 48 heures. Ils sont ensuite broyés.

Tous ces échantillons sont introduits dans le CARLO ERBA (modèle NA 1500), qui donne les pourcentages de N et de C contenus dans ceux-ci.

Le pourcentage de protéines est déterminé par la formule:

$$\% \text{PROT} = \% \text{N} \times 5,8$$

Ce coefficient (5,8) concerne les organismes aquatiques et a été calculé par KAMLER (1992).

(3) Dans les aliments:

La nourriture est dosée selon le même procédé que pour les juvéniles.

7. Analyse statistique.

Afin de remplir les conditions de validité de l'analyse de la variance, un test d'homogénéité des variances a été réalisé avant toute analyse. Les tests utilisés sont soit celui de Hartley ou de Barklett.

a) Pour l'expérience I:

Des analyses de la variance à un critère de classification (modèle fixe) ont été réalisées pour étudier:

- l'effet des régimes sur les activités enzymatiques des larves.
- l'effet du régime sur taux de conversion alimentaire des larves avec comme critère: le régime.
- l'effet du régime sur la concentration protéique finale.

Une analyse de la variance à deux critères de classification, modèle mixte, a été utilisée pour comparer les effets des deux régimes alimentaires sur les poids finaux des larves. Les critères de classification sont d'une part le régime A (fixe) et, d'autre part, l'aquarium B (aléatoire) avec l'aquarium hiérarchisé au régime B/A.

Une autre analyse de la variance à deux critères de classification (modèle fixe) a été effectuée pour étudier l'effet du régime et du temps sur le CEP des larves; ces deux critères étant croisés.

b) Pour l'expérience III:

Une analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA I) ont été réalisées pour étudier l'effet du régime sur l'accroissement en poids des juvéniles en fin d'expérience.

Une analyse de la variance à deux critères de classification (modèle fixe) a été réalisée pour comparer l'effet du régime et de la taille sur la teneur protéique.

Un test d'homogénéité des proportions a été réalisé pour étudier

l'effet du régime sur la survie des juvéniles.

Tous ces calculs ont été réalisés à l'aide d'une calculatrice scientifique.

| Jour. | <i>Artémia</i> congelés. | <i>Artémia</i> vivants. | <i>Rotifères</i> congelés. | <i>Rotifères</i> vivants. |
|-------|-----------------------------|----------------------------|-------------------------------|------------------------------|
| 1 | 0% | 0 | 12,5% | 75% |
| 3 | 5% | 27% | 12,5% | 75% |
| 5 | 19% | 60% | 12,5% | 75% |

Tableau:IV.1: Proportion des larves de perche ingérant les différents aliments distribués lors des tests d'appétence.

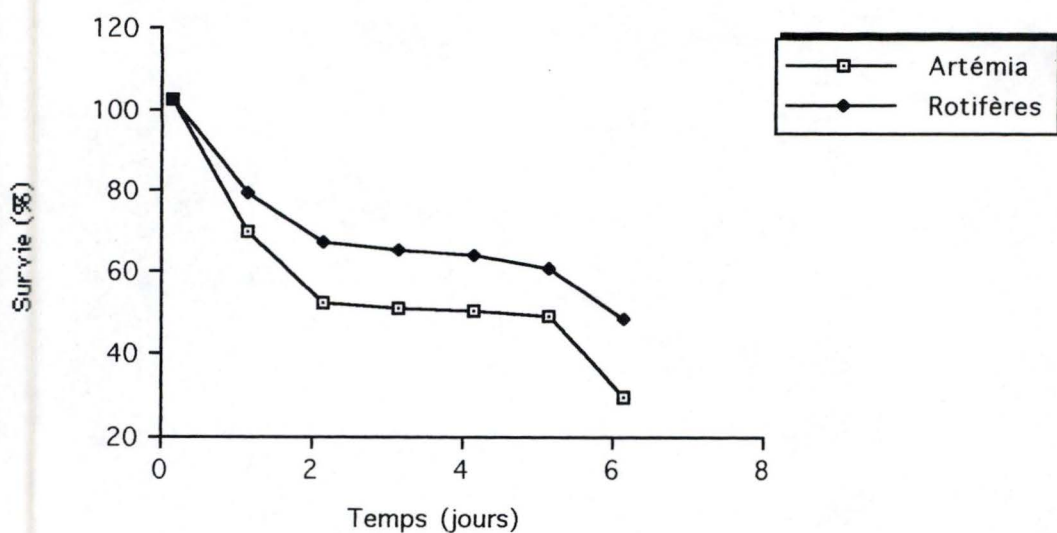


Fig.:IV.1: Evolution de la survie des larves de perche nourries avec *Artemia* d'une part et rotifères (*B. plicatilis*) d'autre part.

| | Artemia | Rotifères |
|-----|---------|-----------|
| Pmi | 1,4mg | 1,4 mg |
| Pmf | 1,32 mg | 1,62 mg |

Tableau:IV.2: Valeurs des poids moyens initiaux et finaux des larves de l'épérience II

IV. RESULTATS.

1. Test d'appétence.

Le tableau IV.1 consigne les données concernant la proportion de larves ingérant les différents aliments.

Après observations, sous microscope, on a remarqué que les 3/4 des larves (âgées de 1 jour) ingèrent les rotifères (*Brachionus plicatilis*) principalement vivants; les rotifères congelés se sont avérés moins appétants étant donné qu'ils tombent sur le fond. Après trois jours, une plus grande proportion de larves se nourrissent d'artémias vivants et peu d'artémia congelés. Après 5 jours, pratiquement toutes les larves se nourrissent d'artémia vivants; cette augmentation de prise d'artémia va de pair avec l'agrandissement de l'ouverture de la bouche.

2. Influence du régime alimentaire.

a) Chez les larves après l'éclosion:

Cette expérience a été interrompue après une semaine car le taux de mortalité était beaucoup trop élevé. En effet, les larves de perche à cet âge sont très sensibles au stress engendré par l'élevage. Les moindres manipulations de comptage, pourtant réalisées avec précautions pour éviter tout choc, suffisaient à tuer une grande proportion de larves; de l'ordre de 30%. On a constaté également une forte mortalité lors des opérations de nettoyage des aquariums.

(1) Survie:

Les résultats de survie obtenus révèlent cependant une différence entre les deux régimes alimentaires (Fig.:IV.1); la survie étant meilleure avec les rotifères.

(2) Croissance:

Les valeurs des poids moyens initiaux et finaux sont représentés dans le tableau IV.2.

Le poids moyen des larves nourries avec rotifères s'est avéré supérieur à celui des larves nourries avec artémia.

b) Chez les larves après 17 jours d'alevinage intensif:

Le tableau IV.3 présente les résultats de survie et d'efficacité

| <i>Régimes alimentaires.</i> | <i>Aliments mixtes</i> | | <i>Artemia.</i> | |
|---------------------------------|------------------------|-------|-----------------|-------|
| Groupes | 1a | 1b | 2a | 2b |
| Nbre initial larves (NI) | 500 | 500 | 500 | 500 |
| Nbre final larves (NF) | 227 | 340 | 412 | 394 |
| Densité finale (ind/l) | 9.0 | 13.6 | 16.5 | 15.8 |
| Poids moy. init. (mg) | 4.71 | 4.71 | 4.71 | 4.71 |
| Poids moy. final. (mg). | 35.21 | 40.42 | 90.97 | 86.55 |
| τ de croiss. spéc.(%/J). | 9.58 | 10.2 | 14.09 | 13.86 |
| Q. al. distr./larve (mg MS) | 75.25 | 72.81 | 92.22 | 93.92 |
| τ de conversion. alim.(TC) | 2.46 | 2.04 | 1.06 | 1.14 |
| Coeff. eff. prot. (CEP) | 0.816 | 0.99 | 1.55 | 1.45 |
| Durée expérim. (Jour) | 21 | 21 | 21 | 21 |

Tableau:IV.3: Résultats de survie et d'efficacité d'utilisation alimentaire des larves de l'expérience I.

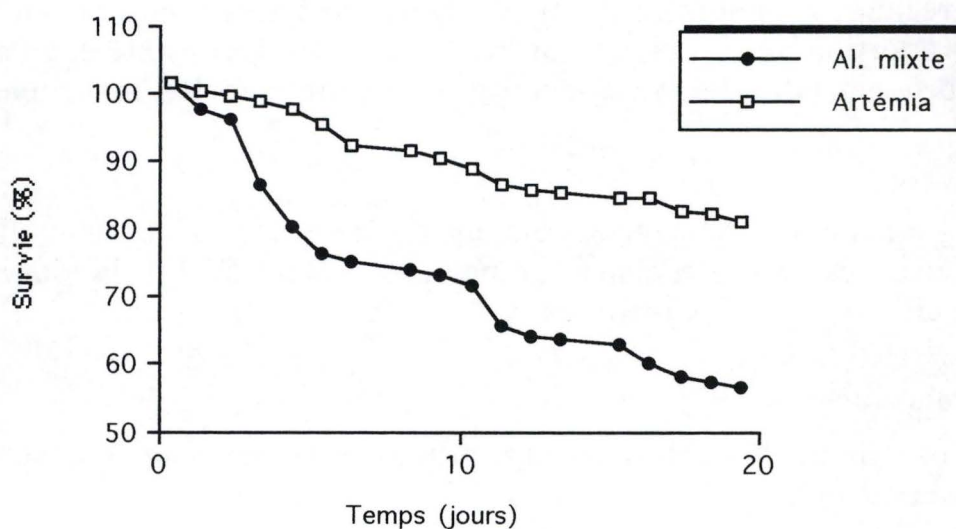


Fig.:IV.2: Evolution du taux de survie chez les larves de perche âges de 17 jours, nourries avec artémia et un aliment mixte en fonction du temps.

d'utilisation alimentaire chez les larves soumises à deux régimes différents.

(1) Survie:

A ce stade la survie des larves est plus satisfaisante car elles sont devenues plus résistantes au stress expérimental.

La figure IV.2 présente l'évolution du taux de survie au cours du temps et pour les deux régimes. Ce graphique révèle que la survie des larves nourries avec artémia est nettement meilleure que celles nourries avec un aliment mixte.

(2) Croissance:

La figure IV.3 montre que, pendant toute la durée de l'expérimentation, le taux de croissance spécifique des larves nourries avec artémia était meilleur que celui des autres larves.

Il faut cependant signaler que ces taux de croissance spécifiques évoluent de manière similaire pour les deux régimes, avec au départ une régression puis, une augmentation.

Les examens des données en poids moyens frais (Fig.:IV.4) montrent que les larves nourries avec un aliment mixte sont les moins performantes.

Les résultats de l'analyse de la variance (ANOVA II) révèlent un effet hautement significatif du régime sur le poids final des larves. On n'a pas pu déceler des différences significatives entre les aquariums (Annexe:IV.1).

Durant les deux semaines d'expériences, le taux de conversion alimentaire s'est révélé être plus élevé chez les larves nourries artificiellement; indiquant ainsi une moins bonne utilisation de la nourriture distribuée.

Cependant, on remarque qu'au terme de l'expérience, le taux de conversion des larves nourries avec l'aliment artificiel, s'est sensiblement rapproché de celui des autres larves, avec une valeur de 1,26. (Fig.:IV.5).

Une analyse de la variance par ANOVA I, réalisée sur les taux de conversion alimentaire montre qu'ils sont aussi influencés d'une manière significative par le régime ($p < 0,01$) (Annexe:IV.2).

(3) Teneur en protéines:

Les teneurs en protéines brutes des larves (% du poids sec) sont reprises dans le graphique (Fig.:IV.6).

L'évolution de la teneur protéique au cours du temps, révèle une légère augmentation chez les larves nourries avec une alimentation naturelle (*Artemia*).

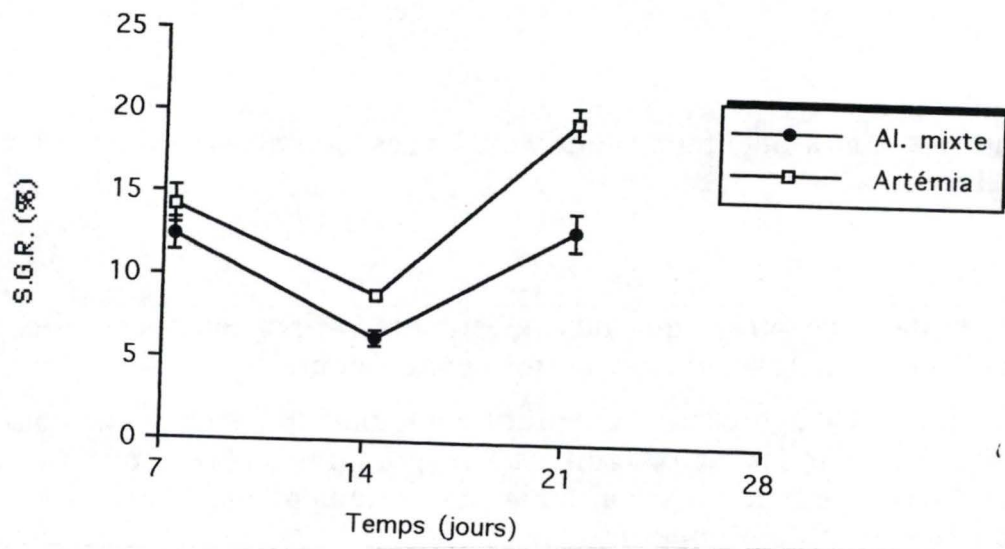


Fig.:IV.3: Evolution du taux de croissance spécifique des larves de perche nourries avec artémia et un aliment mixte en fonction du temps.

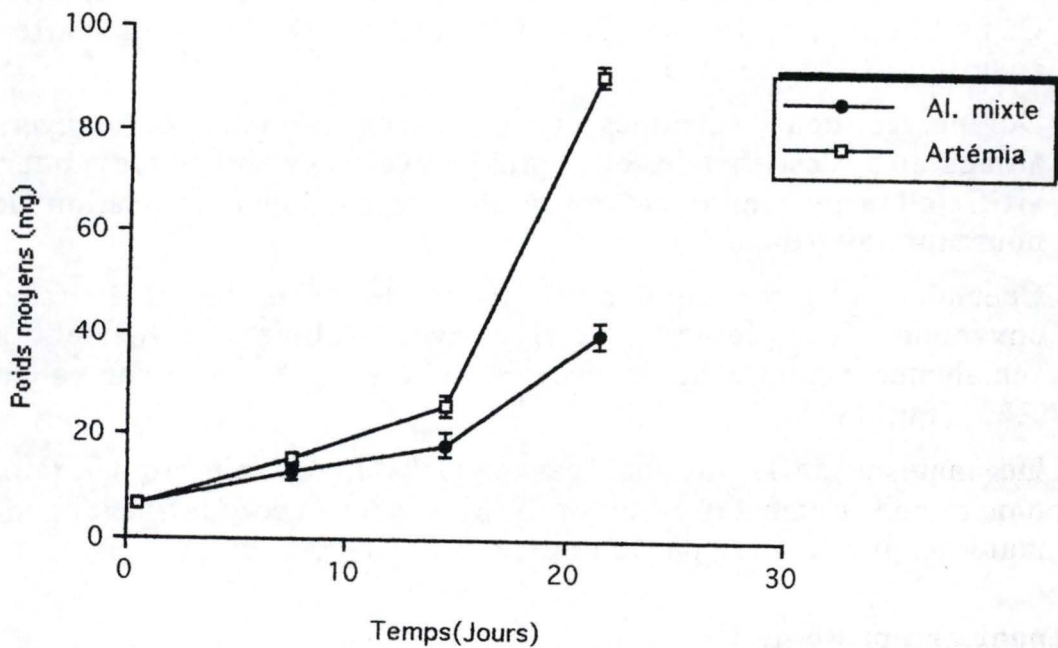


Fig.:IV.4: Evolution des poids moyens des larves de perche nourries avec artémia et aliment mixte.

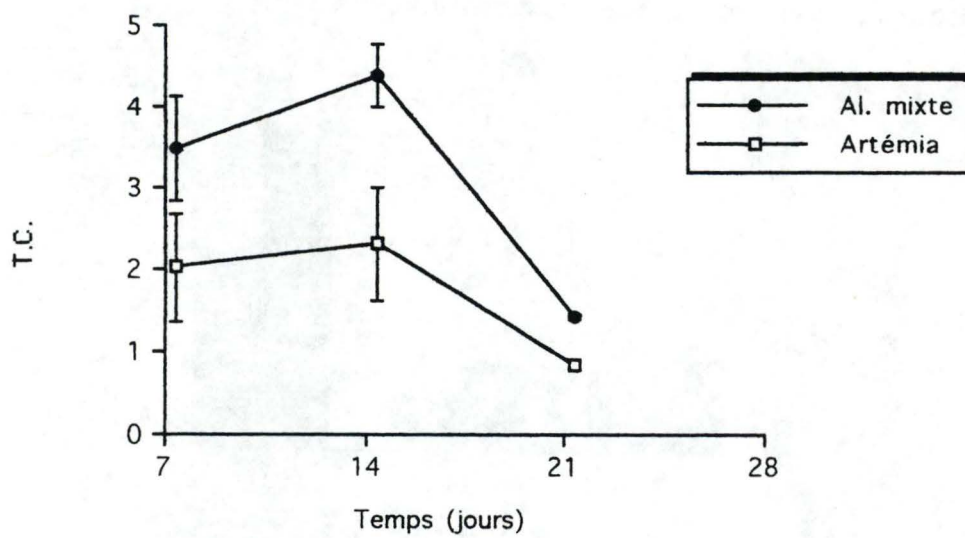


Fig.:IV.5: Evolution du taux de conversion alimentaire des larves de perche nourries avec artémia et aliment mixte.

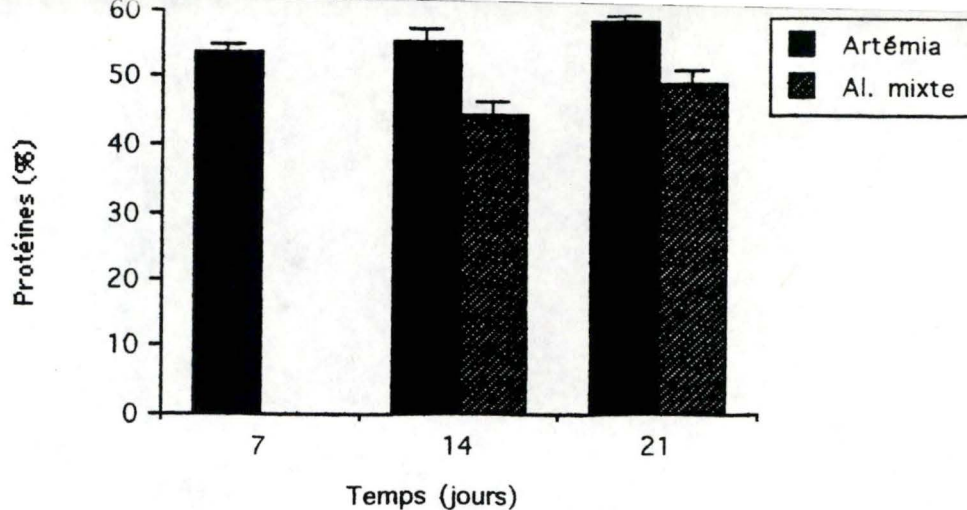


Fig.:IV.6: Evolution de la teneur protéique des larves de perche nourries avec artémia et aliment mixte.

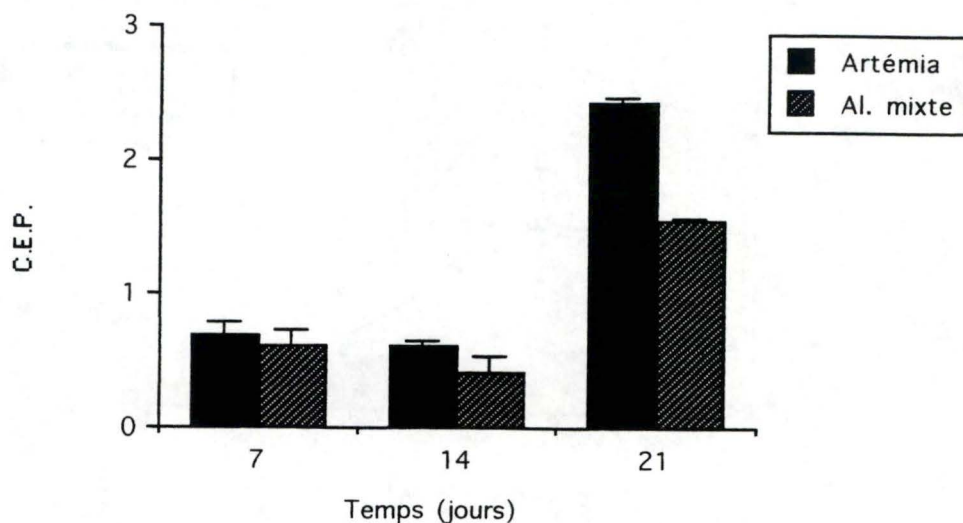


Fig.:IV.7: Evolution du coefficient d'efficacité protéique des larves de perche nourries avec artémia et aliment mixte.

| | V. de vase | T.O. | 37,5 % | 45% | 52,5% | 60% |
|----------------------------|------------|------|--------|-------|-------|-------|
| Nombre initial | 12 | 15 | 20 | 19 | 17 | 20 |
| Nombre final | 12 | 10 | 13 | 15 | 8 | 9 |
| Survie (%) | 100 | 66,6 | 65 | 78,9 | 47 | 45 |
| Poids moy. init. (g) | 2,56 | 2,68 | 3,54 | 3,58 | 3,09 | 3,46 |
| Poids moy. final (g) | 7,52 | 5,43 | 6,01 | 6,7 | 4,87 | 4,98 |
| τ croiss. spéc. (%/J) | 2,21 | 1,44 | 1,08 | 1,28 | 0,93 | 0,74 |
| τ conversion.(TC) | 2,01 | 2,93 | 4,42 | 3,86 | 5,6 | 5,99 |
| C.E.P. | 0,996 | 0,63 | 0,63 | 0,57 | 0,36 | 0,3 |
| N.P.U. (%) | 54,43 | 36,8 | 43,65 | 35,46 | 24,5 | 19,17 |

Tableau:IV.4: Résultats de survie et d'efficacité d'utilisation alimentaire des juvéniles de l'expérience III.

On remarque que la teneur protéique des larves nourries artificiellement est plus faible que chez les autres larves.

Une ANOVA I (Annexe:IV.3) révèle un effet significatif du régime sur la teneur protéique finale des larves ($p < 0,005$).

Avec le coefficient d'efficacité protéique (CEP), une différence significative ($p < 0,005$) a été observée, lors de l'analyse de la variance par ANOVA II, entre les régimes ainsi qu'au cours du temps (Annexe:IV.4).

La variation temporelle de ce coefficient est montrée à la fig.:IV.7. Les valeurs les plus élevées sont observées pour les larves principalement en fin d'expérience; ce qui indique une utilisation maximale des protéines pour les besoins de croissance. Ces coefficients sont dans l'ensemble plus élevés pour les larves nourries naturellement.

(4) Activité tryptique:

Le taux de trypsine exprimé en UI/ml ayant réagit avec les protéines est obtenu grâce à une courbe d'étalonnage (Fig.:IV.8) à partir de la trypsine bovine. Ce taux a été exprimé chez les larves en mUI/mg de protéines. Le taux de protéines pour ces mêmes larves a été déterminé grâce à la courbe d'étalonnage réalisée avec l'albumine (Fig.:IV.9).

Chez les larves de perche, l'activité tryptique est très difficilement décelable; c'est pourquoi il a été nécessaire de les regrouper pour effectuer les analyses.

Si on suit l'évolution de l'activité tryptique par mg de protéine au cours du temps (Fig.:IV.10), on remarque qu'elle diminue progressivement.

Cependant, on remarque que le régime alimentaire influence l'activité tryptique; l'activité des larves nourries avec aliment mixte étant supérieure à celles nourries avec artémia.

Une ANOVA I a été réalisée sur les valeurs d'activité tryptique individuelle; elle révèle un effet hautement significatif du régime sur l'activité enzymatique (Annexe:IV.5).

c) Chez les juvéniles de perche (2mois):

Le dispositif expérimental a bien fonctionné jusqu'au vingtième jour; un problème de pompe assurant la circulation d'eau dans les bassins d'élevage est alors survenu au niveau d'une batterie; la conséquence en a été l'absence de renouvellement d'eau, entraînant une chute rapide de sa qualité (diminution de la concentration d'O₂ dissous, augmentation de NH₃) et la mort de la plupart des perches de cette batterie qui constituaient les répliquats de l'expérience.

Le tableau IV.4 consigne les résultats de croissance et d'efficacité

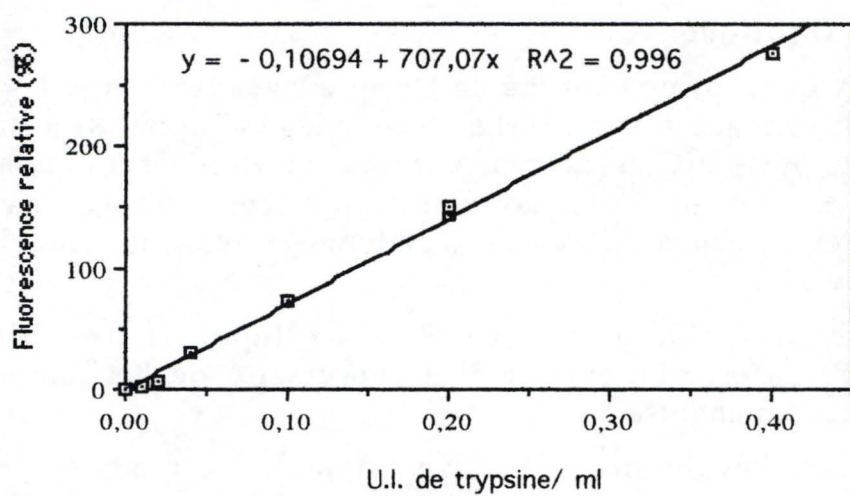


Fig.:IV.8: Courbe d'étalonnage de le trypsine.

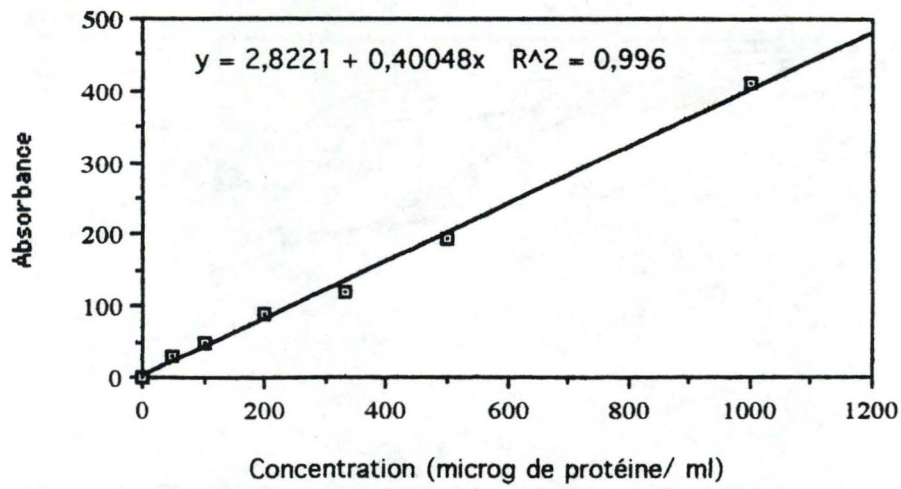


Fig.:IV.9: Courbe d'étalonnage des protéines. .

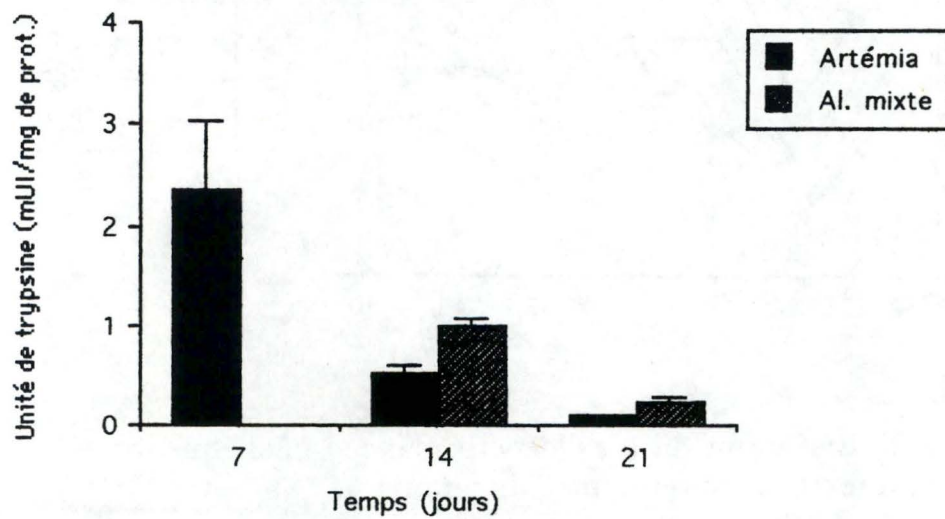


Fig.:IV.10: Evolution de l'activité tryptique par mg de protéines des larves de perche nourries avec artémia et aliment mixte.

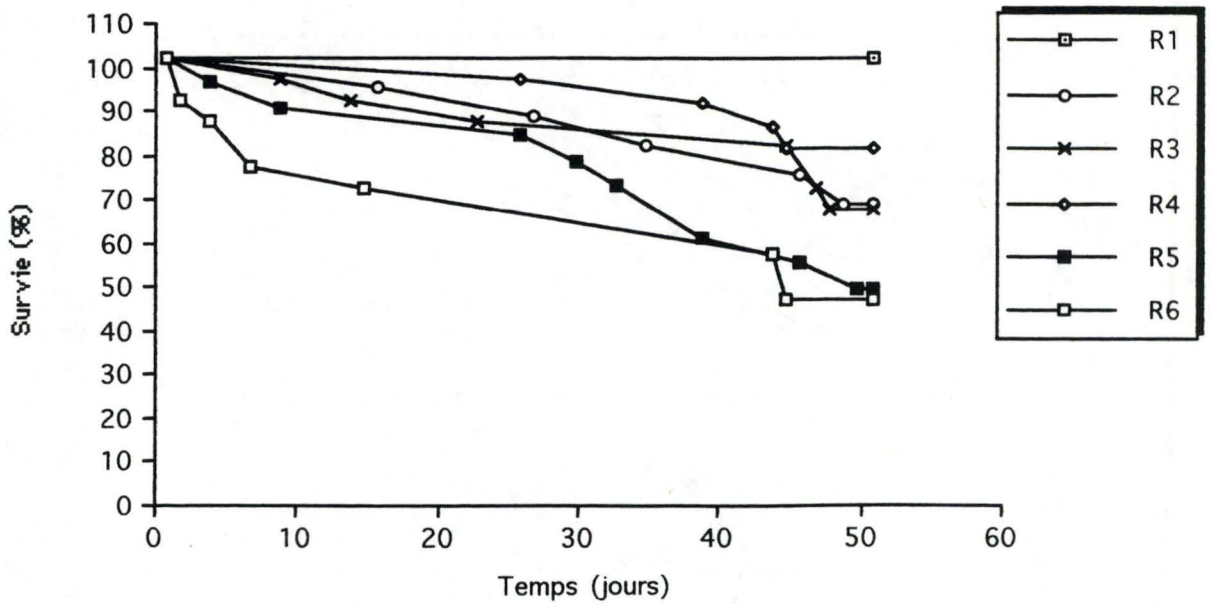


Fig.:IV.11: Evolution de la survie des juvéniles de perche nourris avec 6 régimes différents.

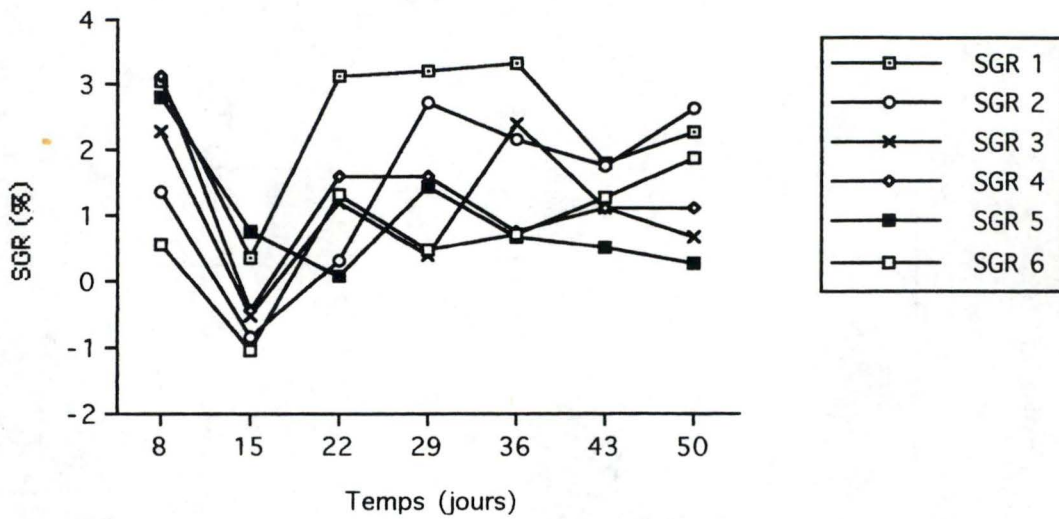


Fig.:IV.12: Evolution du taux de croissance spécifiques des juvéniles de perche nourris avec 6 régimes différents.

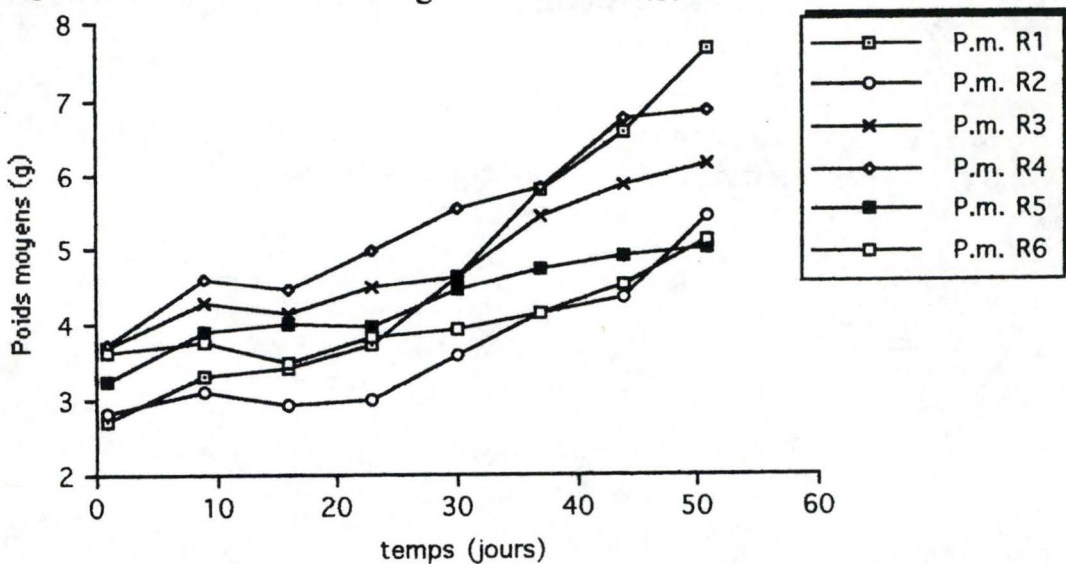


Fig.:IV.13: Evolution du poids moyen des juvéniles de perche nourris avec 6 régimes différents.

alimentaire chez les juvéniles de perche.

Il apparaît très nettement que, pour tous les paramètres étudiés, c'est le régime contrôle qui offre les meilleurs résultats.

(1) Survie:

Les résultats de survie obtenus montrent, qu'avec l'aliment témoin, la mortalité était nulle. Le taux de mortalité a été le plus élevé avec le régime R6 (Fig.:IV.11).

(2) Croissance:

Pour tous les régimes confondus, on remarque que, globalement avec les régimes présentant un rapport protéine/énergie brute plus élevé (R5 et R6), les juvéniles montrent un taux de croissance spécifique médiocre, proche de 0% (Fig.:IV.12).

Cependant, les taux de croissance spécifiques, dès le départ, évoluent de manière assez semblable; tous présentent une régression après 15 jours. Il est clair que peu de différences apparaissent entre les quatre régimes isocaloriques.

Les valeurs des données en poids frais montrent que les juvéniles nourris avec des vers de vase présentent une meilleure prise de poids que ceux nourris avec les autres régimes (Fig.:IV.13).

Une analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA I) a été réalisée pour étudier l'effet du régime sur l'accroissement de poids individuel. Etant donné la forte hétérogénéité des variances, une transformation en $(\log x+1)$ des variables a été réalisée dans le but de les homogénéiser. Les résultats de cette analyse révèlent qu'il n'a pas pu être statistiquement prouvé que les différents régimes modifiaient la prise de poids individuelle chez les juvéniles. Mais les valeurs de F observées ne s'éloignent pas très fort de $F_{5,55}$ on peut donc supposer qu'on tend à rejeter l'égalité des moyennes. (Annexe:IV.6).

Si l'on suit l'évolution du taux de conversion alimentaire pour les différents régimes (Fig.:IV.14), on remarque qu'il est plus bas pour le premier régime; ceci indique que l'aliment est mieux utilisé par les juvéniles. Il est important de remarquer que certaines valeurs sont fort élevées surtout pour les régimes 5 et 6. Ceci confirme l'existence du plus faible taux de croissance pour ces lots.

A la suite de quelques observations, on a remarqué que certains poissons consommaient rapidement l'aliment artificiel offert alors que d'autres restaient en retrait et montraient une activité de recherche alimentaire relativement faible.

C'est pourquoi il est nécessaire de souligner que, au niveau de chaque aquarium recevant ces régimes artificiels, des classes de poids hétérogènes sont apparues. L'évolution de ces classes de poids

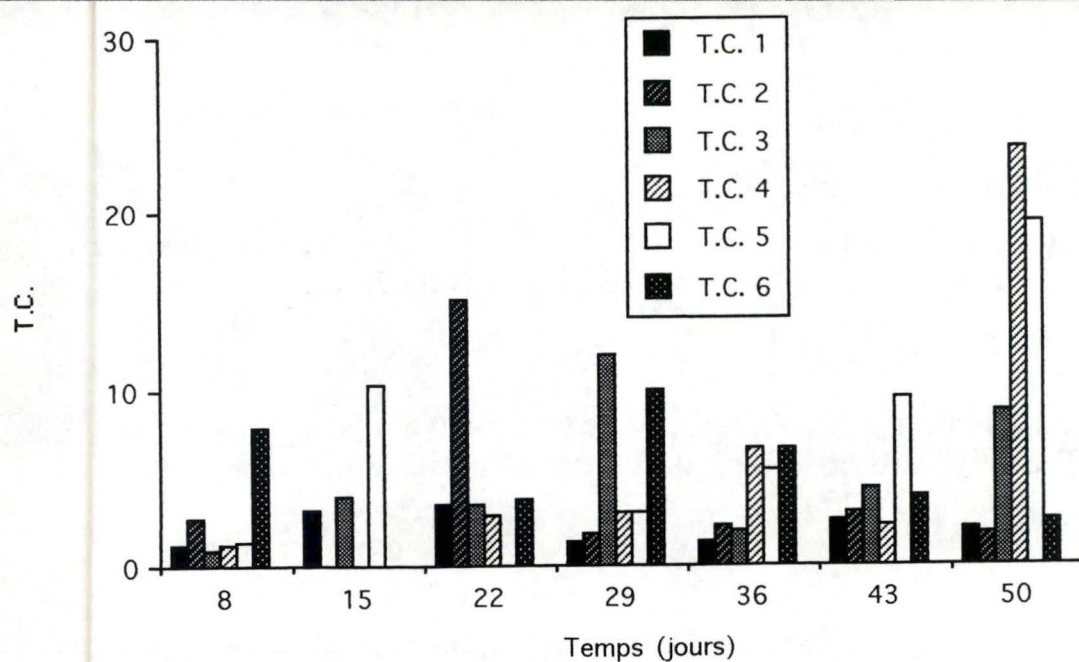


Fig.:IV.14: Evolution du taux de conversion alimentaire des juvéniles de perche nourris avec 6 régimes différents.

| <i>Regimes.</i> | <i>% protéines théorique</i> | <i>% Protéique mesuré.</i> |
|-----------------|------------------------------|----------------------------|
| R1 | Inconnu. | 50,34 |
| R2 | 50 | 56,4 |
| R3 | 37,5 | 36,04 |
| R4 | 45 | 45,23 |
| R5 | 52,5 | 50,3 |
| R6 | 60 | 59 |

Tableau:IV.5: Teneur protéique mesurée pour les différents aliments artificiels expérimentaux.

| <i>Juveniles.</i> | <i>Teneur protéique.</i> |
|-------------------|--------------------------|
| 1 | 55,75 |
| 2 | 57,15 |
| 3 | 58,37 |
| | Moyenne: 57,09±1,07% |

Tableau : iv. 6

en fonction du temps a été représentée pour chaque régime aux fig.:IV.15 à 20 (Pages suivantes).

(3) Teneur protéique:

Les teneurs protéiques en % de poids sec des différents aliments se rapprochent des valeurs calculées théoriquement (Tableau:IV.5).

Les valeurs de concentration protéique obtenues, pour les juvéniles, au début de l'expérience, sont consignées au tableau:IV.6.

La figure:IV.21 révèle qu'au terme de l'expérience, la teneur protéique des juvéniles a peu évolué et présente peu de différences d'un régime à l'autre.

Etant donné la présence de classes de poids hétérogènes au sein des régimes artificiels, on a effectué, par régimes, deux dosages protéiques. Le premier, sur les juvéniles qui avaient grossi; le second, sur les plus petits individus.

Par le biais de l'analyse statistique à deux critères de classification (ANOVA II), on n'a pas pu mettre en évidence les effets du régime et de la taille sur les teneurs protéiques corporelles (Annexe:IV.7).

L'évolution du CEP est marquée de façon générale par une diminution au cours du temps (Fig.:IV.22). Néanmoins, le régime R1 se distingue des autres par son coefficient d'efficacité protéique plus élevé.

Les valeurs du NPU, calculées entre le début et la fin de l'expérience (Tableau:IV.4), indique une meilleure rétention protéique pour le premier régime avec un taux relativement élevé: 54%.

On remarque que successivement, pour les régimes R 3 à 6, le NPU évolue de manière décroissante avec pour le dernier régime, un taux de 19,17%.

(4) Activité tryptique:

L'activité tryptique (mUI/mg de TD) est représentée pour les six régimes à la fig.:IV.23. On remarque qu'il existe une grande variabilité individuelle étant donné que les écarts types sont relativement élevés.

Les valeurs d'activité pour les grands juvéniles des régimes R3 et R5 n'ont pas été représentées étant donné qu'elles étaient erronées (<0).

Toutefois, on peut remarquer que pour les petits juvéniles, l'activité tryptique semble être plus élevée que pour les grands. Une analyse statistique n'a pu être effectuée sur ces valeurs étant donné que, même après transformation logarithmique, il n'y avait pas homogénéité des variances. Le niveau de cette activité ne s'éloigne pas tellement de celui des jeunes larves âgées de un mois.

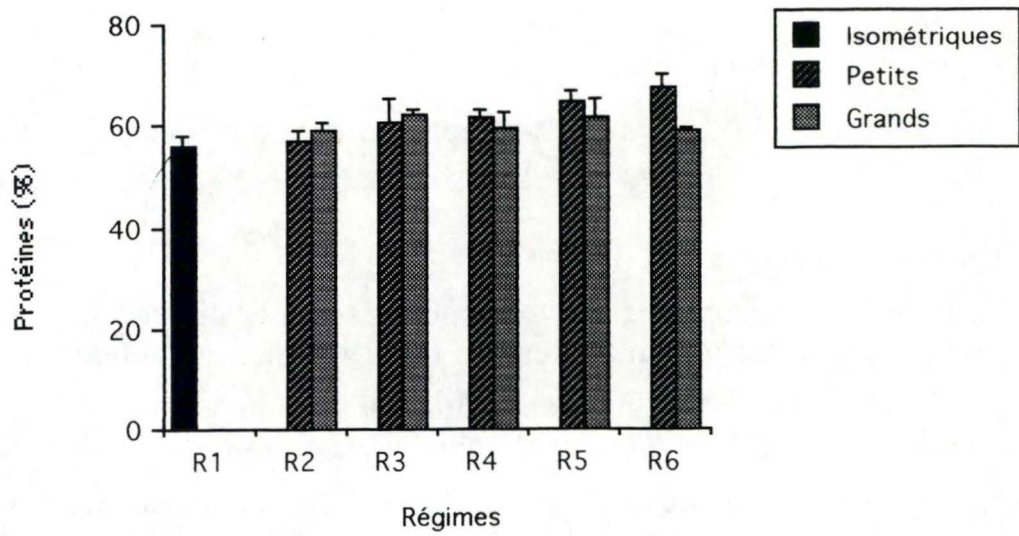


Fig.:IV.21: Teneur protéique des juvéniles de tailles différentes pour chaque régime.

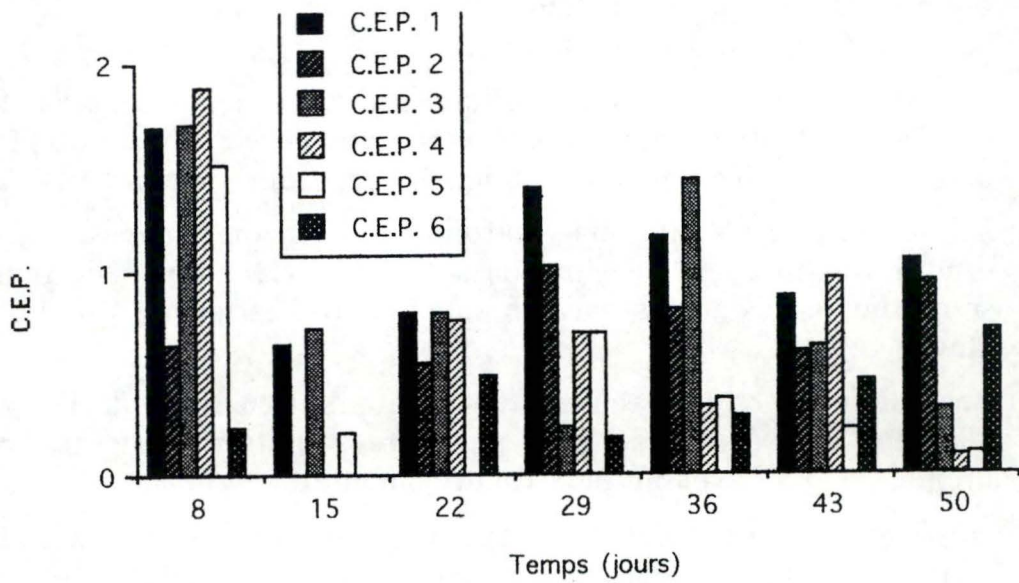


Fig.:IV.22: Evolution du coefficient d'efficacité protéique chez les juvéniles nourris avec 6 régimes différents.

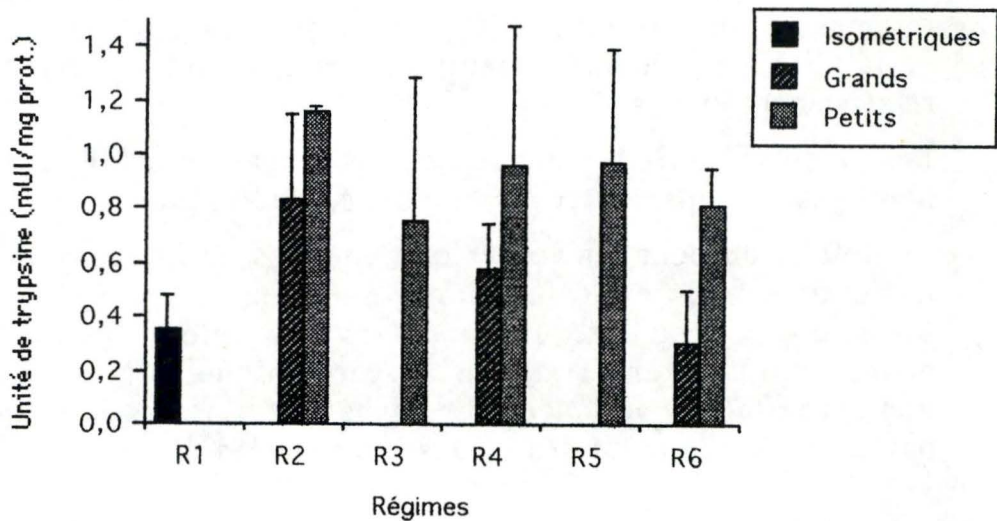


Fig.:IV.23: Activité tryptique des juvéniles de tailles différentes pour chaque régime.

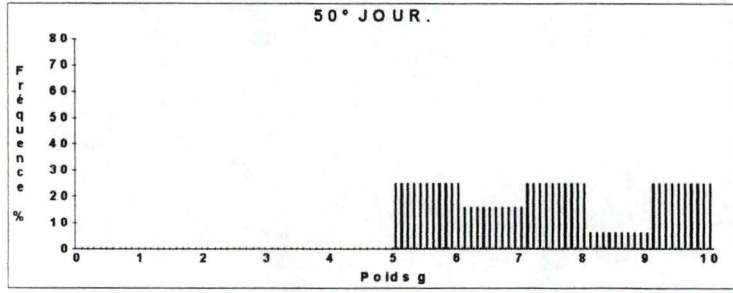
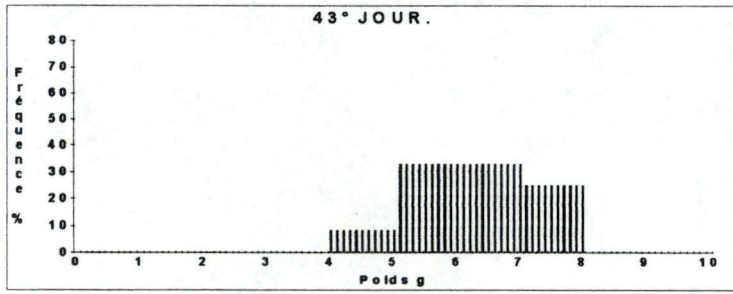
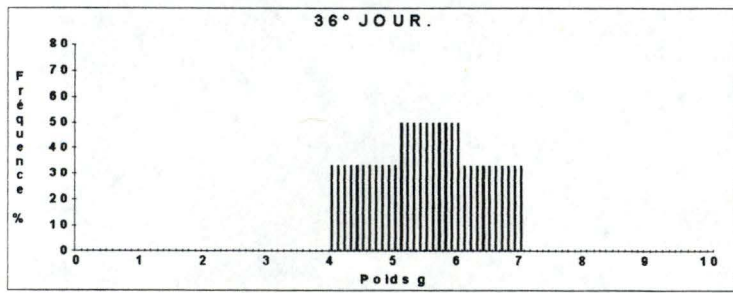
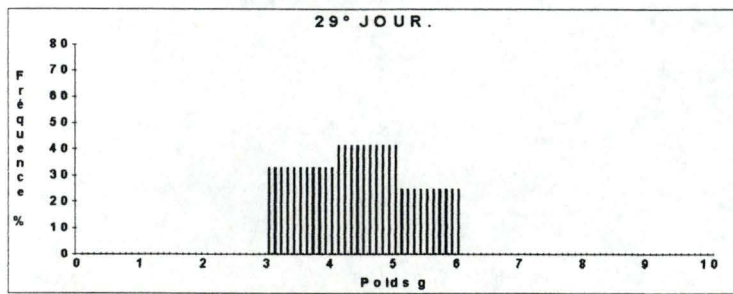
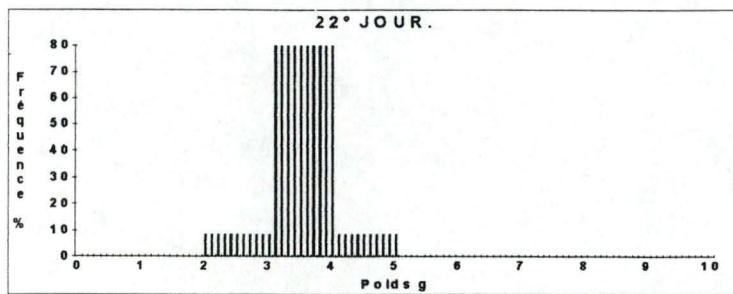
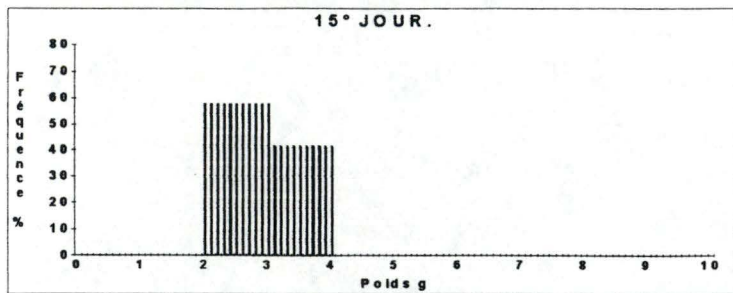
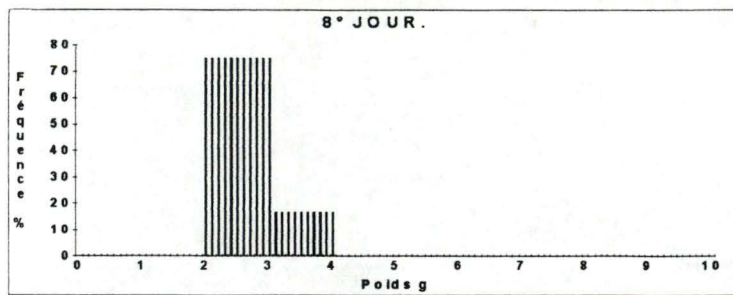


Fig.:IV.15
 Evolution des classes
 de poids (g) en
 fonction du temps pour
 les juvéniles nourries
 avec:
vers de vase.

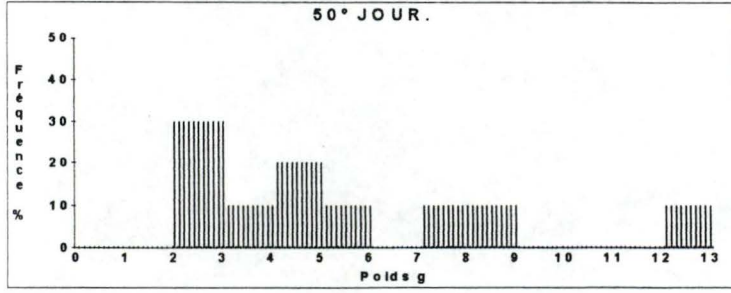
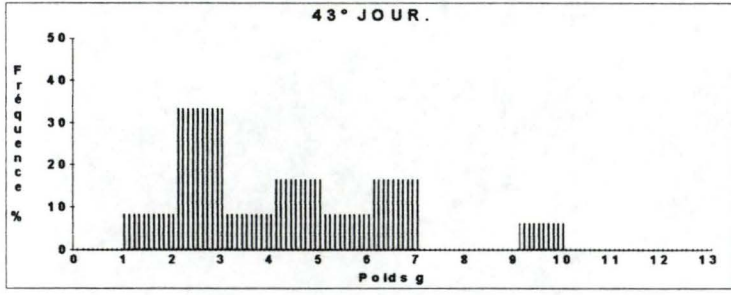
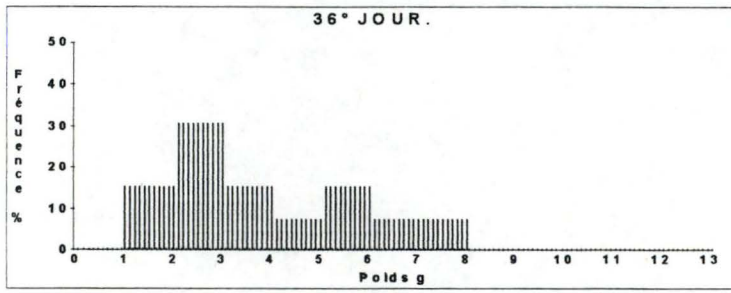
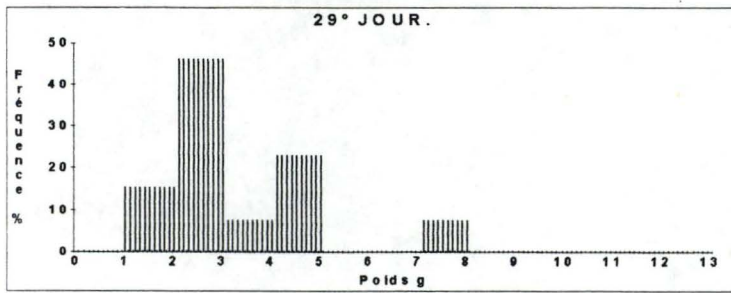
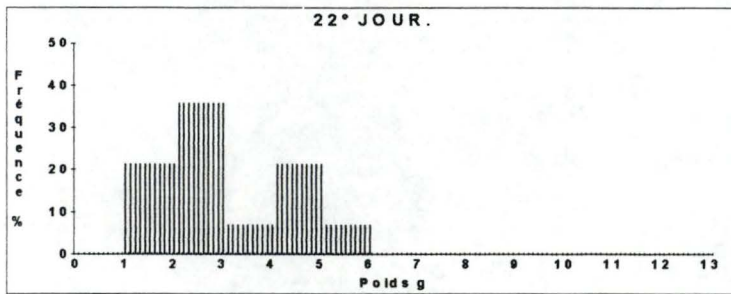
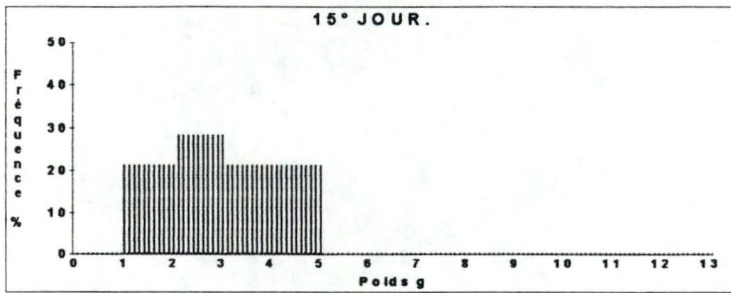
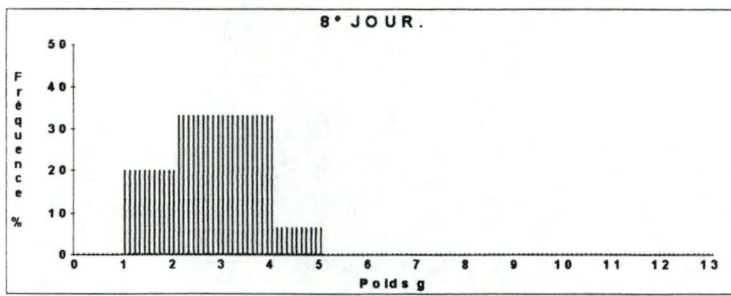


Fig.: IV.16
 Evolution des classes de poids (g) en fonction du temps pour les juvéniles nourries avec:
Aliment pour truites T0.

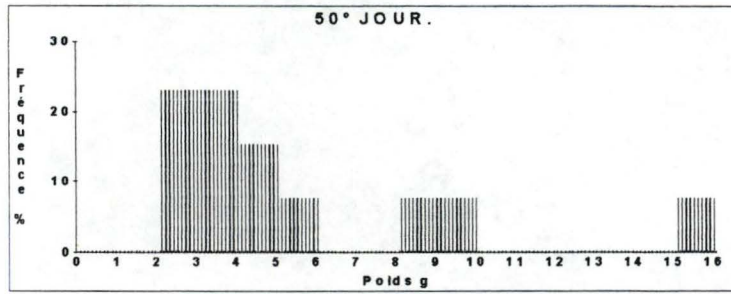
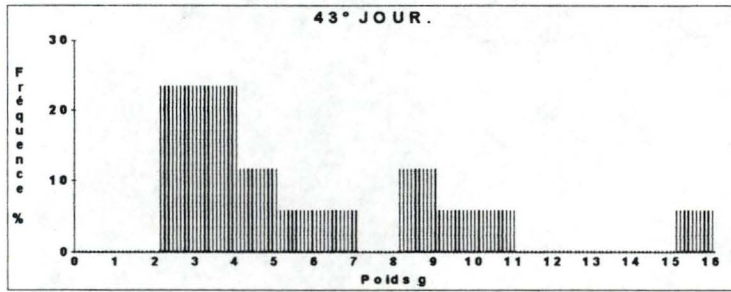
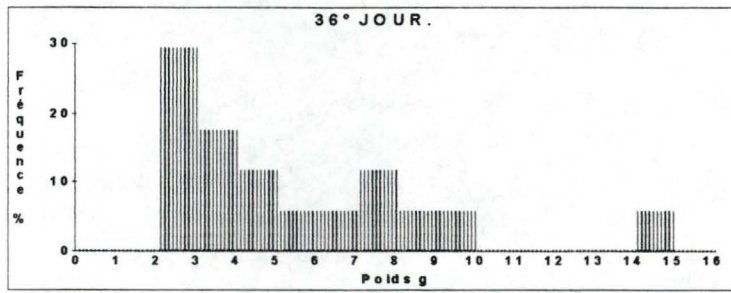
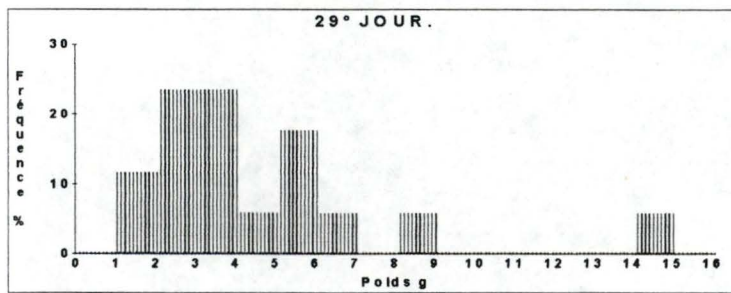
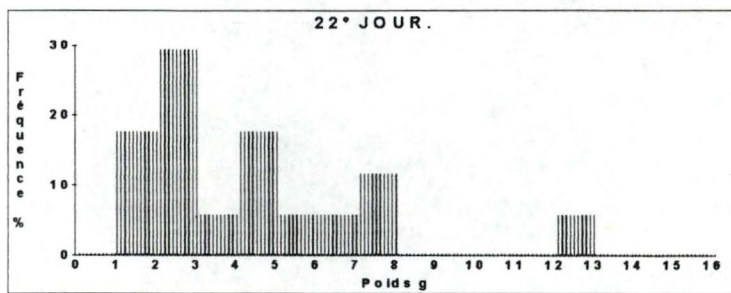
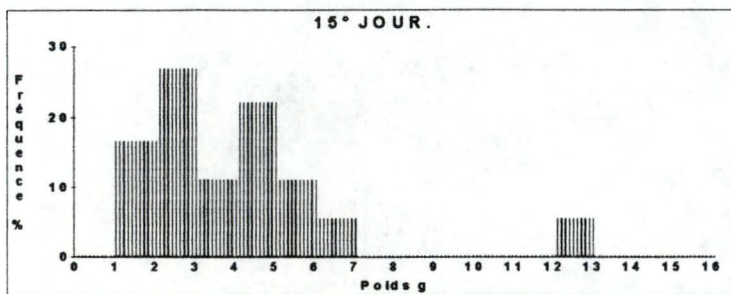
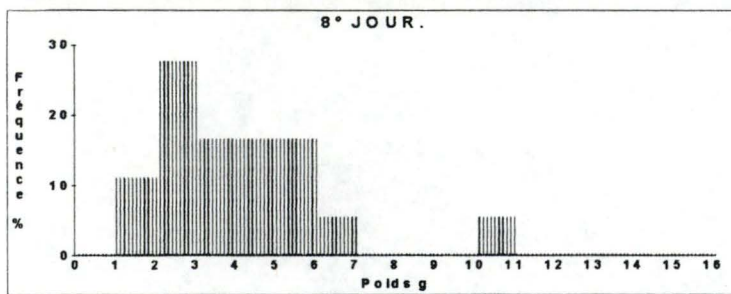


Fig.: IV.17
 Evolution des classes de poids (g) en fonction du temps pour les juvéniles nourries avec:
Aliment artificiel 37,5% protéines.

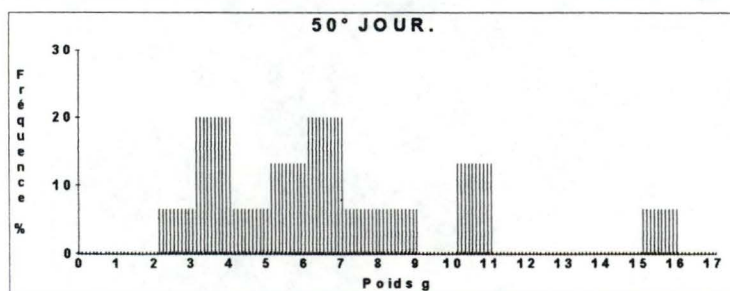
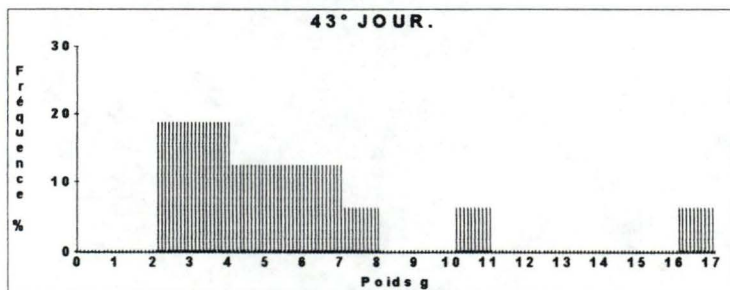
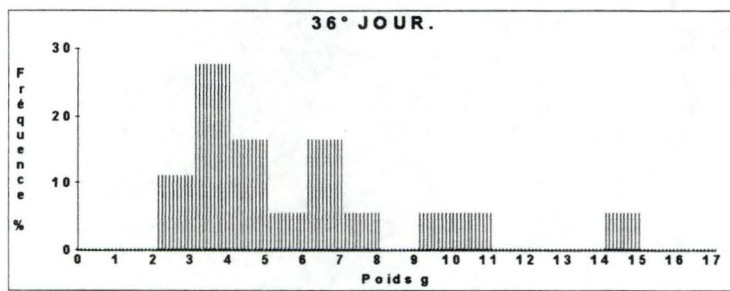
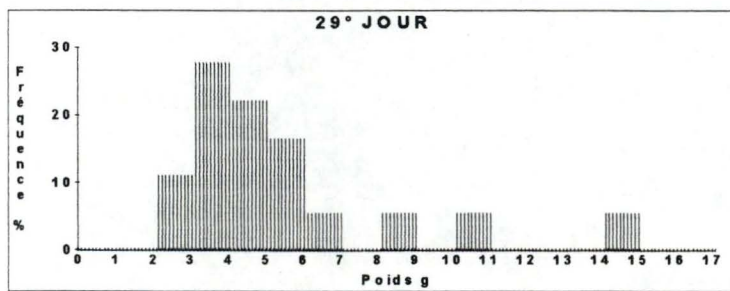
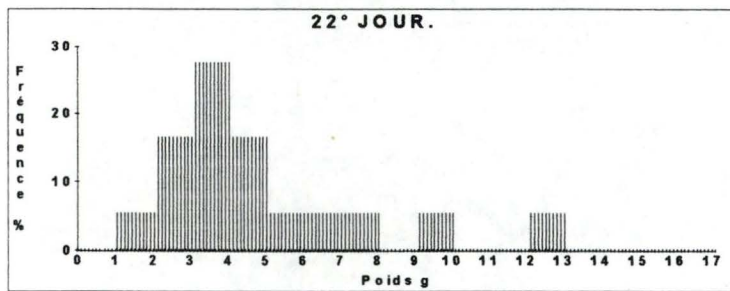
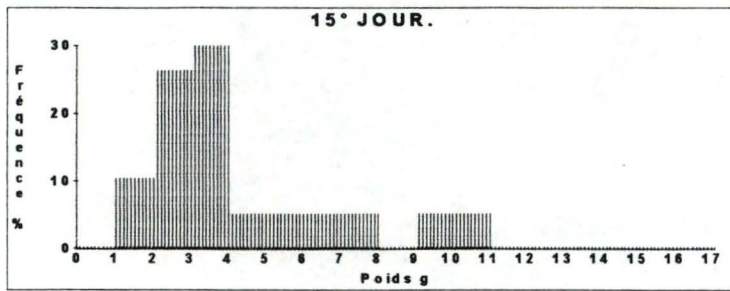
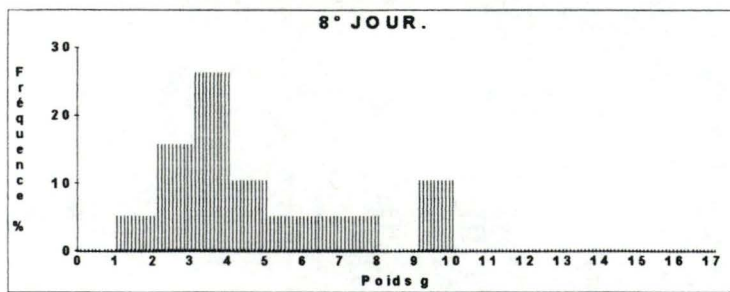


Fig.: IV.18

Evolution des classes de poids (g) en fonction du temps pour les juvéniles nourries avec:

**Aliment artificiel
45% protéines.**

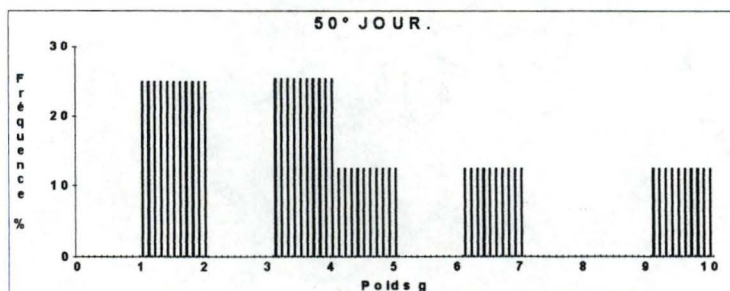
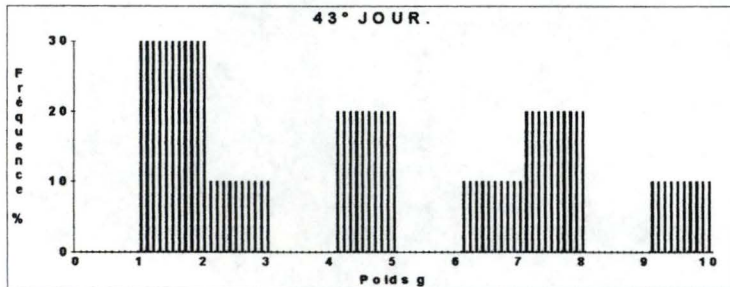
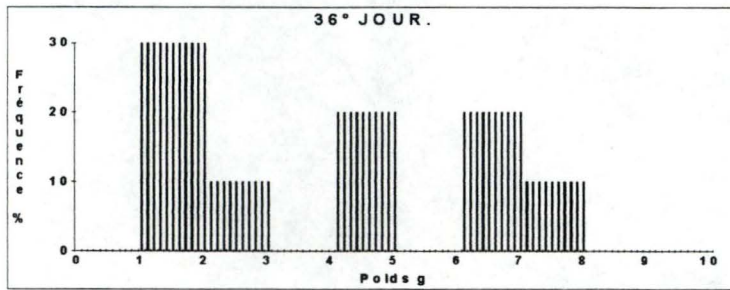
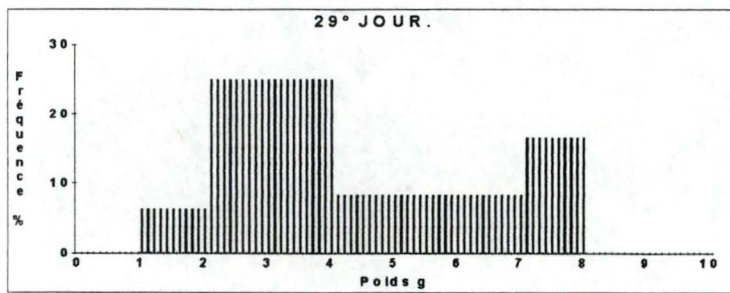
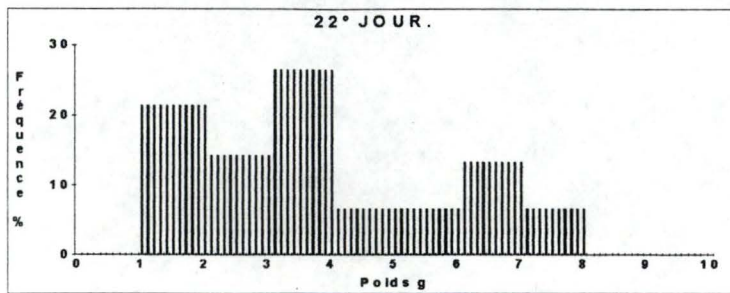
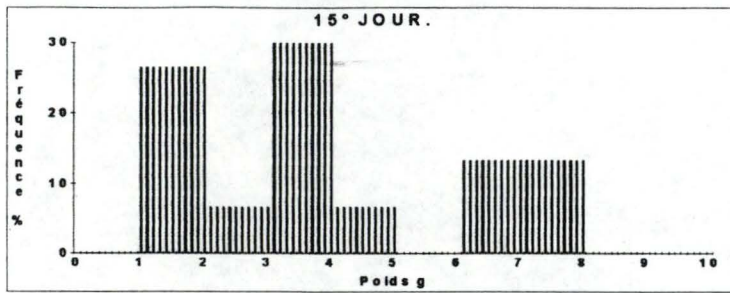
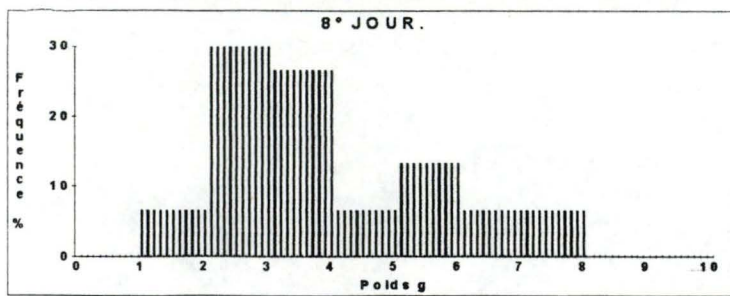


Fig.: IV.19
 Evolution des classes de poids (g) en fonction du temps pour les juvéniles nourries avec:
Aliment artificiel 52,5% protéines.

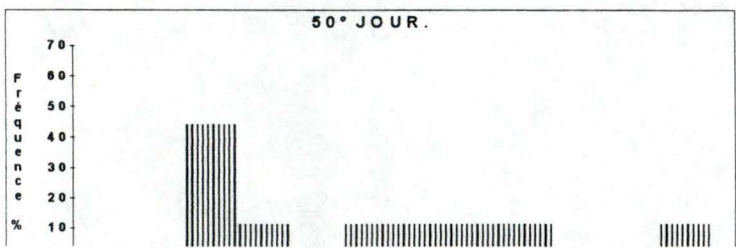
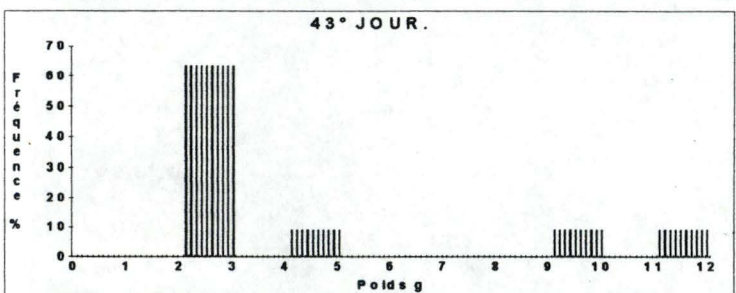
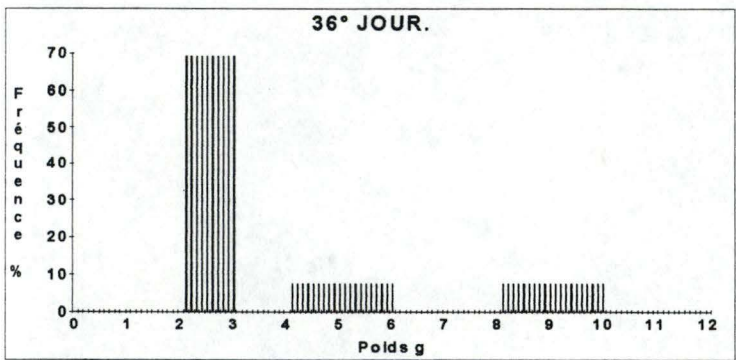
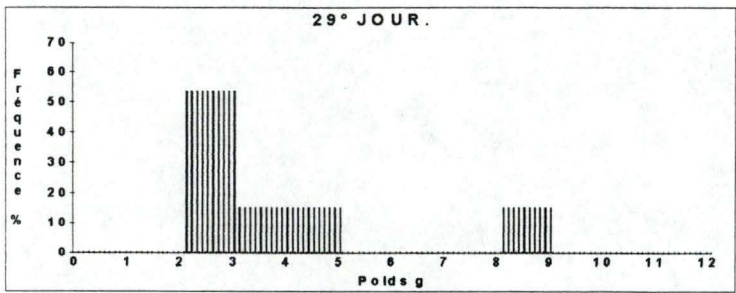
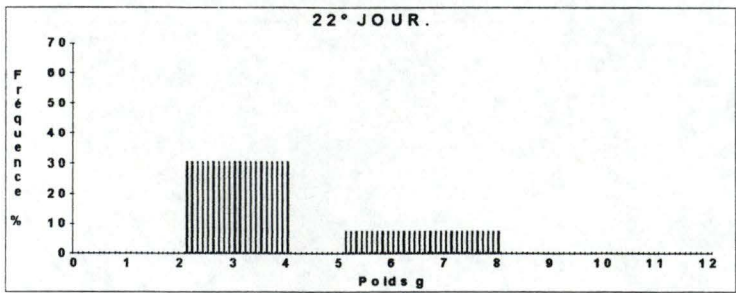
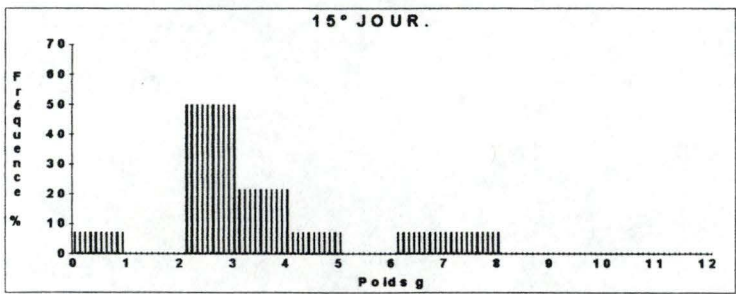
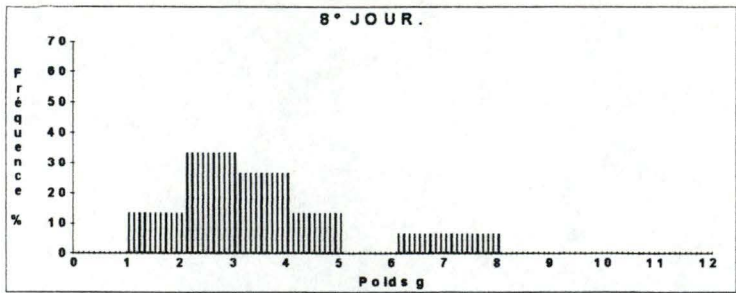


Fig.: IV.20
 Evolution des classes de poids (g) en fonction du temps pour les juvéniles nourries avec:
Aliment artificiel 60% protéines.

V. DISCUSSION.

1. Influence du régime alimentaire.

a) Chez les larves après éclosion:

Les résultats obtenus pour les tests d'appétence permettent de conclure que les larves de perche, même au stade de vésicule non résorbée, sont capables d'ingérer des proies vivantes, notamment des rotifères (*Brachionus plicatilis*).

Une nourriture vivante est donc indispensable chez les larves au premier stade. En effet, la nourriture congelée chutant de manière verticale dans l'aquarium, ne permet pas d'obtenir une réponse agressive chez les larves de perche.

Un apport continu par petites quantités de rotifères congelés pourrait être envisageable; les larves ingéreraient alors directement les proies dès leur arrivée dans l'aquarium. Toutefois, un problème se pose étant donné que la décongélation provoque une dissolution rapide des matières solubles dans le milieu de culture; en effet, après dix minutes à 9°C, 70 à 75% de l'activité des protéases ainsi qu'une proportion supérieure en acides aminés a disparu de l'aliment et se retrouve dissous dans l'eau d'élevage. (GABNER et al, 1981).

D'après l'expérience I, il est clair que les rotifères (*Brachionus plicatilis*) se sont avérés être une nourriture adéquate pour les premiers stades larvaires; les artémias ayant une taille trop importante et une vitesse de nage trop rapide pour être ingérés par les larves.

Le taux de croissance spécifique, obtenu avec les rotifères pour cette première semaine, a été relativement médiocre: 2,43%.

Ceci est probablement dû à la sensibilité des larves au stress expérimental.

b) Chez les larves après 17 jours d'alevinage intensif:

Des résultats de cette expérience, il ressort que les larves âgées de 17 jours (Pm: 4,71mg) semblent s'adapter à la prise de nauplii d'artémia. On remarque qu'après 20 jours d'expérience, c'est à dire à l'âge de 1 mois et 7 jours (Pm: 88,76mg), cette adaptation s'exprime pleinement. Le taux de conversion alimentaire évolue également de manière satisfaisante passant de 1,89 à 0,718. Le potentiel de croissance est également meilleur à la fin de l'expérience.

Avec l'aliment mixte le taux de croissance est plus faible; au départ, il est proche de celui obtenu avec les artémias puis il s'en écarte au fur et à mesure que l'on augmente la proportion d'aliment artificiel et que l'on diminue la proportion d'artémia.

Cependant, il est à noter qu'une adaptation progressive des larves se produit pour l'aliment artificiel. Les résultats de survie sont relativement bons et l'évolution du taux de conversion alimentaire indique qu'à 37 jours, les larves devenues de jeunes alevins, acceptent bien l'aliment mixte.

Il est clair que cette stratégie de nourrissage: diminution progressive des proies vivantes et augmentation de l'aliment artificiel, convient pour amener les larves de perche d'un certain âge (17 jours) vers une alimentation entièrement artificielle. De plus, la distribution fréquente et automatisée de l'aliment, permet à la larve, habituée à trouver de la nourriture en permanence, de passer progressivement à un nombre limité de repas. Cette distribution fréquente contribue à l'adaptation des larves vers l'aliment artificiel (BARNABE, 1991).

Les résultats des dosages enzymatiques montrent que l'activité tryptique par mg de protéines diminue au cours du temps; ceci est probablement dû à la prise en charge, par la pepsine, de la digestion au niveau de l'estomac (LAUFF et HOFER, 1984).

Il est clair que le régime alimentaire influence l'activité tryptique chez la larve de perche. En effet, il est connu que les larves de poisson peuvent augmenter ou réprimer la synthèse d'enzyme en fonction de leur besoins.

Les résultats des dosages enzymatiques obtenus chez les larves de perche sont difficilement interprétables compte tenu des nombreuses études contradictoires qui concernent ce sujet.

Cependant, deux hypothèses sont envisageables:

- la première serait qu'il y ait un phénomène compensatoire face à une nourriture moins bien assimilable
- la deuxième serait que la contribution des enzymes protéolytiques exogènes contenus dans les artémias (9,3 mUI de trypsine/mg de protéine) provoquerait une diminution de la production de trypsine endogène. Cette diminution étant plus importante chez les larves étant donné que le mécanisme de réabsorption des enzymes au niveau de l'intestin antérieur est moins efficace que chez les adultes.

Quelle que soit la cause de cette augmentation de synthèse enzymatique, il est probable qu'elle entraîne une perte de protéines corporelles.

c) Chez les juvéniles de perche: (2 mois).

Avant de discuter les résultats de cette expérience, il faut signaler qu'il s'agit ici d'une étude préliminaire. En effet, tous les paramètres expérimentaux n'étaient pas dans les conditions optimales:

- Etant donné le faible effectif de juvéniles à notre disposition, il s'est avéré indispensable de regrouper des individus provenant même de milieux différents. Cependant, ils étaient issus d'un groupe de géniteurs communs. Ceci explique que quelques disparités comportementales soient apparues.
- Cette expérience aurait dû s'étaler sur une plus longue durée étant donné que la croissance chez les juvéniles est beaucoup plus lente que chez les larves. Il est clair que ces résultats sont donc difficilement interprétables statistiquement.

Dans cette expérience, les optimums de croissance, d'indice de consommation, de C.E.P. et de N.U.P. sont trouvés pour les lots témoins nourris de vers de vase congelés et pour les lots contrôles nourris avec un aliment pour truites T0.

En ce qui concerne les quatre régimes isocaloriques, l'aliment le plus performant au point de vue croissance, semble être celui contenant 45% de protéines; c'est à dire ayant un rapport protéines/énergie brute:

de 92mg de protéines/Kcal pour 100g d'aliment ou 22,16g de protéines/Mj pour 100g d'aliment.

Chez la perchaude juvénile de 12g, les meilleurs résultats de croissance ont été obtenus avec un régime isocalorique ayant un rapport optimal protéines/énergie de:

91mg de protéines/Kcal métabolisable (estimée pour la truite arc-en-ciel) pour 100g d'aliment (RAMSEYER, 1992).

Selon CALBERT et HUH (1976) ce rapport serait, chez la perchaude juvénile de:

72mg de protéines/Kcal métabolisable pour 100g d'aliment.

Chez le juvénile de bar de 5,5g, ce rapport est de:

133mg de protéines/Kcal d'énergie brute pour 100g d'aliment.(ALLIOT et al, 1979).

Chez les juvéniles de walleye de 14g, ce rapport a été déterminé et est de:

144mg de protéines/Kcal d'énergie métabolisable pour 100g d'aliment.(BARROWS, 1988).

Il est cependant difficile de comparer toutes ces valeurs étant donné que certaines sont décrites en énergie métabolisable et d'autres en énergie brute. Cependant, selon CHO (1986) cité par BARNABE (1991), l'énergie métabolisable, pour la truite arc-en-ciel, est égale à 76% de l'énergie brute. Si on transpose cette valeur pour les autres espèces, on obtiendra, chez le bar, un rapport optimal protéines/énergie de 101mg de protéines par Kcal métabolisable. Ainsi, pour notre expérience, on remarquera que le rapport optimal après transformation est de 70mg de protéines par Kcal métabolisable; ce qui se rapproche des valeurs de CALBERT et HUH (1976).

Il est intéressant de suivre l'évolution des classes de poids en fonction du temps et des différents régimes (Fig.:IV.15 à 20).

(1) Aliment naturel (témoin):

On constate que, avec l'aliment témoin le déplacement des classes de poids se produit de manière homogène ce qui permet de dire que chaque poisson se nourrit de manière

- à assurer son entretien, les résultats de survie en témoignent, et
- à assurer sa croissance car ils ont tous grossi; le taux de croissance spécifique est plus important pour ce lot.

Ceci mène à croire que les perches satisfont leur besoins protéiques et leurs besoins en acides aminés essentiels avec cet aliment étant donné que le coefficient d'efficacité protéique est élevé. Il confirme donc une utilisation maximale des protéines de la ration; l'efficacité de rétention protéique étant supérieurs à celle des autres régimes.

BRIKETT (1969) cité par BRETT et GROVES (1979) a obtenu une moyenne d'absorption des protéines de 92,3% chez la perche nourrie avec des invertébrés; ceci montre une bonne assimilation de ces protéines animales. Cet aliment est bien sûr plus appétant pour les juvéniles puisque c'est un aliment naturel.

(2) Aliment contrôle:

Si l'on suit l'évolution des classes de poids pour les juvéniles (T0), on peut en déduire que deux lots se distinguent; en effet, en fin d'expérience la classe de poids entre 2 et 3g est toujours représentée tandis que une classe de 12 à 13g est présente. Ceci laisse à croire que tous les individus ne se sont pas nourris de la même manière: les plus grands montrent des comportements d'agressivité et de domination sur les autres individus qui dès lors refusent de se nourrir ou se nourrissent très peu.

Il est intéressant d'examiner les résultats de CEP, NPU, TC pour les juvéniles qui ont bien grossi, en considérant que les autres poissons ont consommé une quantité minimale de nourriture pour se maintenir

| C.E.P. | | |
|----------------|---------------------|---------------------|
| <i>Régimes</i> | <i>Avant calcul</i> | <i>Après calcul</i> |
| R2 | 0,63 | 2,76 |
| R3 | 0,63 | 1,29 |
| R4 | 0,57 | 1,73 |
| R5 | 0,36 | 0,66 |
| R6 | 0,30 | 0,53 |

| T.C. | | |
|----------------|---------------------|---------------------|
| <i>Régimes</i> | <i>Avant calcul</i> | <i>Après calcul</i> |
| R2 | 2,93 | 1,98 |
| R3 | 4,42 | 2,13 |
| R4 | 0,57 | 1,27 |
| R5 | 0,36 | 2,99 |
| R6 | 0,3 | 3,25 |

Tableau:V.1: Comparaison des valeurs d'efficacité d'utilisation alimentaire calculées pour les juvéniles qui ont grossi avec les valeurs estimées au départ.

en vie. On a émis comme hypothèse que la ration de maintenance pour les juvéniles de perche, était semblable à celle du jeune saumon. La fig.:V.1 exprime l'évolution de la ration de maintenance en fonction de la température chez le jeune saumon. Si on considère que la température d'élevage était d'environ 23°C, on en déduit que la quantité minimale d'énergie nécessaire pour maintenir le métabolisme de base, est de 1,65 Kcal/kg et par heure. Par de simples calculs, connaissant le poids des juvéniles et la quantité d'énergie des aliments, on a pu déduire la ration de maintenance.

Après calcul, on remarque (Tableau:V.1) que le TC des poissons qui ont grossi est de 1,97 alors que celui de l'ensemble est de 2,53. La même remarque peut être faite pour le CEP qui est meilleur pour ces individus avec une valeur de 0,91.

Ceci mène à dire qu'il est donc nécessaire de calibrer les individus en fonction de leur poids respectif.

Cet aliment pour truites, bien qu'il pollue relativement le milieu de culture, s'est montré bien accepté par les perches; une conclusion similaire a été tirée précédemment chez les perchaudes juvéniles (RAMSEYER, 1992).

(3) Régimes "R3 & R4":

Si l'on suit l'évolution des classes de poids pour le R3 et R4 on constate également le même genre d'évolution qu'avec le lot témoin mais cette séparation est encore plus marquée; en effet on remarque la présence de deux classes de poids extrêmes: l'une de 2 à 3gr et l'autre de 15 à 16gr. La fréquence de celle ci est plus faible ce qui tend à montrer encore une fois, qu'une minorité de poissons de grande taille tire profit de la nourriture. Le reste, c'est à dire la majorité, ou bien se nourrit très peu assurant uniquement leur entretien, ou ne se nourrit pas du tout, maigrit et meurt. Ceci est à l'origine d'une survie plus faible que celle obtenue avec l'aliment témoin.

Pour les juvéniles qui ont grossi, les valeurs de CEP et de TC obtenues sont meilleurs que celles calculées au départ (Tableau:V.1). Si on compare les deux régimes, on remarque, pour les deux paramètres, que R4 semble être le meilleur.

Cependant, si l'on compare ces valeurs (pour les poissons de ces régimes qui ont bien grossi) avec celles obtenues pour le régime R1 (Tableau:IV.4), on remarque qu'elles sont meilleures.

Ceci serait explicable par le fait que les juvéniles (de R3 et R4) ont mieux grossi étant donné qu'ils ont ingéré plus de nourriture. En effet, la nourriture était disponible en plus grande quantité alors que dans le régime R1, elle était rationnée vu qu'ils se nourrissaient tous de la même manière.

L'inconvénient avec CEP est qu'il ne tient pas compte de la

composition du gain de poids et donc de l'accumulation de graisse dans les poissons.

(4) Régimes "R5 & R6":

Enfin, les régimes 5 et 6 présentent une distribution des classes de poids encore plus médiocre avec une mortalité plus élevée que pour les régimes précédents surtout dans le cas du régime R6. Les T.C. et C.E.P. calculés pour les plus gros sont en général moins bons que pour les régimes à taux protéique plus bas (R3 et R4) (Fig.:V.1).

Les aliments de R5 et R6 contiennent respectivement moins d'huile de foie de morue et plus de caséine. Un taux élevé de caséine ne serait pas à l'origine d'un manque de digestibilité de l'aliment puisqu'elle est excellente pour tous les poissons; son taux de digestibilité oscille entre 95 et 96% (SYAZUKI et al 1956). L'huile de foie de morue augmente l'attractabilité de l'aliment et comme elle se trouve en proportion moindre dans R5 et R6, il est probable que les juvéniles soient moins attirés par ces aliments. La dureté plus accentuée des granulés R5 et R6, provenant surtout d'une teneur beaucoup plus élevée en caséine (moins attractive) n'influence pas l'attitude alimentaire des poissons puisqu'il est prouvé que les juvéniles de perchaude ne font pas de différence quant à la dureté de l'aliment (STARR, 1989 cité par DABROWSKI, 1992). Quant à la prise de poids suite à l'application de ces régimes, elle a été moindre que pour R3 et R4; on peut donc penser que les rapports protéines/énergie ne soient pas des plus adéquats pour obtenir une bonne croissance: il y a vraisemblablement trop de protéines dans ces régimes.

On peut donc dire que la perche en tant que poisson ayant un régime alimentaire élastique, nécessite moins de protéines pour assurer sa croissance qu'un poisson strictement piscivore. En effet, le rapport P/E optimal de la perche se rapproche plutôt de ceux du poisson-chat, du tilapia et de la carpe que de celui du walleye et du bar, pour lesquels les besoins protéiques sont plus élevés. Ceci est toutefois étonnant vu que dans les conditions naturelles la perche et le walleye ont un régime assez semblable. Ceci mériterait d'être confirmé par des études complémentaires.

La composition protéique des juvéniles n'a pas été vraiment influencée par la qualité de l'aliment. Une expérience de plus longue durée aurait peut-être permis d'observer des différences significatives chez les perches nourries avec les différents régimes.

Les résultats des analyses enzymatiques révèlent une grande variabilité entre les individus; probablement due aux variations génétiques.

Il est donc difficile d'estimer les différences possibles entre les activités enzymatiques des juvéniles soumis aux six régimes étudiés.

Cependant, la tendance est qu'une activité tryptique plus importante est décelable chez les plus petits juvéniles de perche. L'explication pourrait être donnée par l'existence d'un phénomène de compensation.

On remarque que les valeurs de l'activité tryptique/mg de poids frais chez les larves entières (âgées de 1 mois) ne s'éloigne pas très fort de celle obtenue chez les juvéniles par mg de tube digestif. Ceci suggère que l'activité tryptique n'évolue pas beaucoup au cours du temps en se maintenant à un niveau faible. En effet, la digestion protéolytique se déroule au niveau de l'estomac grâce à la pepsine.

VI. RESUME ET CONCLUSIONS.

En dépit de nombreuses recherches menées ces dernières années, peu de progrès ont été réalisés en ce qui concerne le développement de régimes artificiels destinés aux larves de poisson.

Durant leurs premiers stades, les larves de nombreuses espèces doivent encore être élevées à partir de zooplancton vivant.

Malgré la bonne attractabilité de certains aliments artificiels, la plupart engendrent encore de faibles taux de croissance et une mortalité sensiblement élevée par rapport aux autres larves nourries naturellement.

Le but de ce travail est donc de cerner les différents problèmes nutritionnels entravant la production de masse de la perche européenne au stade larvaire afin de rendre celle-ci possible.

En effet, sa grande qualité gastronomique crée une demande importante de la part des consommateurs.

C'est dans cette optique que différentes expériences ont été menées:

Expérience I:

Elle concerne des larves de 17 jours. Deux régimes ont été testés:

- l'un à base d'artémias uniquement,
- l'autre à base d'un régime mixte composé d'artémias et d'aliment artificiel.

On a réduit progressivement la proportion en artémia au profit de l'alimentation artificielle au cours du temps. Le but de cette expérience a été d'amener petit à petit les larves à se nourrir uniquement d'aliments artificiels. On a remarqué qu'après 1 mois celles-ci s'y adaptaient de façon satisfaisante.

Expérience II:

Nourrissage des larves durant les premiers stades avec deux types d'aliments naturels (rotifères et *artemia*) en vue d'écartier le moins approprié.

- Expérience III:

Réalisée avec des juvéniles.

Elle consistait à tester différents régimes artificiels, isocaloriques et de teneurs protéiques variables, afin de déterminer de déterminer une teneur protéique optimale pour la croissance des juvéniles.

Plusieurs problèmes d'ordres différents nous sont apparus à la suite de ces expériences; ils se situent au niveaux nutritionnels et expérimentaux:

- pour les besoins nutritionnels propres aux larves, il faut savoir que durant les premiers stades, les larves ne possèdent vraisemblablement pas un système digestif approprié à l'alimentation artificielle. Ceci impose qu'il est très difficile de les élever de manière intensive sans passage par une alimentation naturelle.
- pour ce qui concerne les conditions expérimentales, il s'est avéré que les larves étaient extrêmement sensibles aux diverses manipulations (entretien et comptage) qu'elles ont subi. En effet, le taux de mortalité s'élevait sensiblement après de telles opérations.

Un des objectifs actuels du NCRAC(North Central Region Aquaculture Center) est de tester pratiquement des technologies pour un élevage approprié des larves de perchaude.

Au terme de cette étude, on peut donc constater que de nombreux points sont encore à éclaircir au sujet des paramètres clefs de l'élevage de la perche. S'il est vrai que les larves de perche nécessitent, dès les premiers stades de leur vie, une alimentation naturelle, il faut aussi tenir compte de leur extrême sensibilité aux conditions de l'élevage intensif.

En ce qui concerne le problème consistant à amener les larves vers une alimentation artificielle, il faut savoir que celui-ci peut être contourné en commençant l'élevage par un passage en étang; ce qui limite également le taux de mortalité.

Une procédure intéressante en vue d'amener les larves vers un aliment artificiel après la période en étang serait de concentrer les alevins, élever la température pour assurer des réponses agressives, éliminer tout apport de nourriture naturelle, et leur offrir une nourriture d'une consistance molle (semi-humide). Afin de réduire le cannibalisme, il est également important de classer les alevins.

VII. BIBLIOGRAPHIE.

- ALLIOT E., 1979, Evolution de quelques activités digestives au cours de développement larvaires des téléostéens. In nutrition des poissons. Acte du colloque CNERNA, Paris, mai 1979. (Ed) CNRS. 79-88.
- AWAISS A., 1992, Eco-physiologie, production en masse et potentialités en pisciculture du rotifère d'eau douce *Brachionus calyciflorus* (Pallas). Thèse doctorat. UNCED, 191p.
- BALON E.K., 1975, Terminology of intervals of fish development. J.Fisch. Res. Bd. Canada, 32(9): 1663-1670.
- BARNABE G., 1991, "Bases biologiques de l'aquaculture." Lavoisier Tec. Doc. (Ed) 500p.
- BARROWS, F.T., SELL, J.L., NICKUM J.G., 1988, Effects of dietary protein and energy levels on weight gains, body composition, and RNA:DNA ratios of fingerling walleyes. Prog. Fish. Cult., 50: 211-218.
- BRETT J.R., GROVES T.D.D, 1979, Physiological energetics. in "Fish physiology", vol.8: bioenergetics and growth. Hoar, Randall Brett (Ed). Academic Press, New York. pp279-352.
- BRUYLANTS B., VANDELANNOTE A., VERHEYEN R., 1986, The movement pattern and density distribution of perch *Perca fluviatilis* L. in a channelized lowland river. Aquacult. Fish. Manage, vol. 17, n_1: 49-57.
- CHARLON N., BERGOT P., 1984, Rearing system for feeding fish larvae on dry diets. Trails with carp (*C. carpio* L.) larvae. Aquaculture, 41: 1-9.
- CHARLON N., BERGOT P., 1986, An improved automatic dry food dispenser for fish larvae. Progr. fish cult., 48: 156-158.
- CHESHIRE W.F., STEELE K.L., 1972, Hatchery rearing of walleyes using artificial food. Prog. Fish. Cult., 34: 96-99.
- CLUGSTON J.P., OLIVER J.L., RUELLE R., 1978, Reproduction growth and standing crops of yellow perch in southern reservoirs. Selected Coolwater Fishes of North America, Spec. Publ. n°11, Kendall R.L., Ed., American Fisheries Society, Washington D.C.
- COLETTE B. B., BANARESCU P., 1977, Systematics and

- zoogeography of the fishes of the family Percidae. J. Fish. Res. Board Can., 34: 1450-1463.
- COLETTE B.B., ALI M.M., HOKANSON E.F., NAGIEC M., SMIRNOV S.A., THORPE J.E., WEATHERLEY A.H. & WILLEMSEN J., 1977, Biology of the Percids. J. Fish. Res. Board Can., 34,10: 1890-1899.
- CRAIG J.F., 1987, The biology of the perch and related fish. Ed. Timber Press, 333p.
- DABROWSKI K., 1984, The feeding of fish larvae: "state of the art" and perspectives. *Reprod. Nutr. Develop.*, 24: 807-833.
- DABROWSKI K., 1986, Ontogenetical aspects of, nutritional requiremants in fish. *Comp. Biochem. Physiol.* Vol. 85A, n°4, pp 639-665.
- DABROWSKI K., 1991, Yellow perch report. (Sous presse), 12p.
- DABROWSKI K., CULVER D.A., BROOKS C.L., VOSS A.C., 1992, Biochemical aspects of the early life history of yellow perch (*Perca flavescens*). Ohio State University, (Sous presse).
- DABROWSKI K., GLOGOWSKI J., 1977, Studies on the role of exogenous proteolytic enzymes in digestion process in fish. *Hydrobiologia*, 54: 129-134.
- DAJOZ R., 1985, "Précis d'écologie" Dunod Université , Bordas, Paris. 505p.
- DALIMIER N., PHILIPPART J.C., VOSS J., 1982, Etude éco-éthologique de la reproduction de la perche (*Perca fluviatilis* L.): Observations en plongée dans une carrière inondée. *C. Ethol. Appl.* ,2(1): 37-52.
- DALIVIER N., VOSS J., 1982, La ponte de la perche, observation en aquarium et en milieu naturel. *Rev. fr. aquariol*, 4: 87-88.
- ELDRIDGE M.B., WHIPPLE J.A., BOWERS M.J., 1982, Bioenergetics and growth of striped bass (*Morone saxatilis*), embryos and larvae. *Fish. Bull.*, 80: 461-474.
- ELLIOTT J.M., 1976, Energy losses in the waste products of brown trout (*Salmo trutta* L.). *J. Anim. Ecol.* 45:561-580.
- FISH, G.R., 1960, The comparative activity of some digestive enzymes in the alimentaty canal of Tilapia and Perch. *Hydrobiologia*,15: 161-179.
- FLUTCHER J., 1982, Sustance essential for metamorphosis of fish larvae extracted from *Artémia*. *Aquaculture*, 27: 83-85.

- FORES R., IGLESIAS J., OLMEDO M., SANCHEZ J., PELETEIRO J.B., 1988, Culture of larval turbot (*Scophthalmus maximus* L.) using two different enrichment methods. IDES C.M. 1988/F8: Mariculture comitee.
- GABNER M., WEISER W., LACKNER R., 1981, The suitability of frozen and freeze-dried zooplankton as food for fish larvae: a biochemical test program. *Aquaculture*, 26: 85-94.
- GARLING D.L., WILSON R.P., 1976, Optimum dietary protein to energy ratio for channel cat fish fingerlings (*Ictalurus punctatus*). *J. Nutr.*, 106:1368-1375.
- GATESOUBE F.J., ROBIN J.H., 1982, The dietary value for sea bass larvae, (*Dicentrarchus labrax*) of the rotifer *Brachionus plicatilis* fed with or without a laboratory cultured alga. *Aquaculture* 27: 121-127.
- GATESOUBE J.F., LUQUET P., 1981, Practical diet for mass culture of the rotifer (*Brachionus plicatilis*): application to larval rearing of sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquaculture*, 22: 149-163.
- GOUBIER J., MARCHANDISE B., 1989, Etude de faisabilité d'une pisciculture de perche. Rapport final convention entre la région Rhone-Alpes et l'Institut Régional de Recherches Appliquées en Aquaculture.
- GOUBIER V., 1990, Reproduction et élevage larvaire de la perche, (*Perca fluviatilis*). *Aquarevue*, n°31: 14-18.
- GUMA'A S.A., 1978, The food and feeding habits of young perch, *Perca fluviatilis*, in Windermere. *Freshwater Biol.*, 8: 177-187.
- HALE J.G., CARLSON A.R., 1972, Culture of the yellow perch in the laboratory. *Prog. Fish. Cult.*, 34(4): 195-198.
- HECHT T., PIENAAR A.G., 1991, Cannibalism the hidden mortality factor in larviculture. In larvi 91. Fish and crustacean larviculture symposium. Lavens, Sorgeloos, Jaspers, Ollevier (Ed), Gent.
- HEIDINGER R.C., KAYES T.B., 1986, Culture of nonsalmonid freshwater fishes: yellow perch. Boca raton, FL:CRC Press, 7: 103-114.
- HILDEN M., HIRVI J.P., 1987, The survival of larval perch (*Perca fluviatilis* L.) , under different combinations of acidity and duration of acid condition, analysed with a generalized linear model. *J. Fish. Biol.*, 30: 667-677.
- HJELMELAND K., HUSE I., JORGENSEN T., MOLVIC, RAA J., 1984, Trypsin and trypsinogen as indices of growth and survival potential of cod (*Gadus morhua* L.) larvae in: Dahl E., Danielsen

- D.S., Morkness E., Solemdal P. (eds) - The propagation of lod (*G. morhua*) part. Institute of marine research, Flodevigen biological station, 183-211.
- HOESTLAND H., 1979, Recherches biologiques sur la perche, *Perca fluviatilis* L., en France. Rapport du conseil supérieur de la pêche, 105p.
- HOESTLAND H., 1980, La perche en France biologie et nanisme. La pisciculture française, 16,60:39-48.
- HOFER R., KOCK G., 1987, Tryptic activity in the digestive tract of roach larvae (*R. rutilus* L.) feed natural and artificial diets. Aquaculture Europe, Amsterdam, june, 2-5.
- HOFER R., SCHIENER F., 1981, Proteolytic activity in the digestive tract of several species of fish with different feeding habits. Oecologia (Berl.) 48: 342-345
- HOKANSON K.E.F., 1977, Temperature requirement of some percids and adaptations to the seasonal temperature cycle. J. Fish. Res. Board Can., 34: 1524-1550.
- HOKANSON K.E.F., KLEINER Ch. F., 1974, Effects of constant and rising temperature on survival and development rates of embryonic and larval yellow perch, *Perca flavescens*, (Mitchill) in the early life history of fishes. Ed. Blaxter J.H.S. :437-448.
- JEUNIAUX Ch., 1983, Quelques considérations sur la place des poissons dans les cycles biogéochimiques à la lumière de la connaissance de leur arsenal enzymatique digestif. Annls. Sac. r. zool. Belg. T. 113-suppl.1, pp. 219-257.
- JEZIERSKA B., 1974, The effect of various type off food on the growth and chemical composition of the body of perch (*Perca fluviatilis* L.) in laboratory conditions. Pol. Arch. Hydrobiol., 21, 3/4: 467-479.
- KAMLER, 1992, Characteristics of fish reproductive products in "Early life history of fish", an energetic approach. Chapman & Hall (Ed), pp 31-106.
- KAWAI S.I., IKEDA S., 1973, Studies on digestive enzymes of fishes IV. Development of the digestive enzymes of carp and black sea bream after hatching. Bull jap sac sci fish, 3P(8): 877-881.
- KENNETH E., HOKANSON F., LIEN G.J., 1986, Effects of diet on growth and survival of larval walleye. Prog. Fish. Cult., 48: 250-258.
- KESTEMONT P.,DEBAKKER L., PIRMEZ L., MICHA J.C.,

- MELARD C., PONCIN P., PHILIPPART J.C., 1989, Développement à une échelle pré-industrielle de la reproduction artificielle et de l'alevinage intensif du goujon et de quelques autres espèces de poissons d'eau douce. Convention de recherche, rapport annuel n°1, 69p.
- KOKER J., SUKOP I., 1984, The food of the fry of perch (*P. fluviatilis*) in the Musov reservoirs. Folia zool., BRNO, vol. 33, n° 4: 349-362.
- KONSTANTINOV K.G., 1957, A comparative analysis of morphology and biology of the yellow perch (*P. Flavescens*), the European pike-perch (*L. lucio Perca*) and Volga pike-perch (*L. volgensis*) at different stages of development. Acad. Sci. USRR, Trudy INST. of An.Morph., 16:181-102.
- KUDRINSKAYA O.M., 1970, Food and temperature as factors affecting the growth, development and survival of Pike-perch and Perch larvae. Revue non identifiée: 433-443.
- KUZ'MINA V.V., 1984, Relative enzyme activity of the intestinal lumen and mucosa. J. Ichthyol. 24(3): 140-144
- LAUFF M., HOFER R., 1984, Proteolytic enzymes in fish development and importance of dietary enzyme. Aquaculture, 37: 335-346.
- LEE D.J., PUTNAM G.B., 1973, The response of rainbow trout to varying protein/energy ratios in a test diet. J. Nutr. 103, 916-922.
- LEROY M., 1987, Etude de la biologie de la perche (*P. fluviatilis*) et de son régime alimentaire. Mémoire. UNECED (inédit) 58p.
- LOADMAN N.L., MATHIAS J.A., MOODIE G.E.E., 1989, Method for the intensive culture of walleye. The Prog. Fish. Cult., 51: 1-9.
- LOVELL T., 1988, Nutrition and feeding of fish. Auburn University, Auburn, Alabama, 260p.
- MALISON J.A., KAYES T.B., WENTWORTH B.C., AMUNDSON C.H., 1988, Growth and feeding responses of male versus female yellow perch (*Perca flavescens*) treated with estradiol - 17β. Can. J. Fish. Aquat. Sci., 45: 1942-1948.
- MANSUETI A.J., 1964, Early development of the yellow perch (*Perca flavescens*). Ches. Sci., 5:46.
- Mc CORMICK J.H., 1976, Temperature effects on young yellow perch (*Perca flavescens*). (Mitchill), EPA-600/3-76-057, US. environmental protection Agency Ecology Research Service, Washington, D.C., 1971, 1.

- MITCHELL L.G., NICKUM J.G., LONG T.T., 1986, Histochemical localisation of some digestive enzymes in larval walleyes. *Prog. Fish. Cult.*, 48: 279-281.
- MÜUS B.J. & DALSTRÖM P., 1981, Guide des poissons d'eau douce et pêche. Les guides du naturaliste. Ed. Delachaux et Niestlé, 242p.
- NICKUM J.G., 1978, Intensive culture of walleye: the state of the art. *AM. Fish. Soc. special publication*, 11: 187-194.
- NOAILLAC-DEPEYRE J., GAS N., 1973, Absorption of protein macromolecules by the enterocyte of the carp (*Cyprinus carpio* L.). Ultrastructural and cytochemical studies. *Z. zellforsch.*, 146: 525-541.
- PALMER T.N., RYMAN B.E., 1972, Studies on oral glucose intolerance in fish. *J.Fish Biol.* 4:311-319.
- PAPAGEORGIU N.K., 1977, Fecundity and reproduction of perch (*Perca fluviatilis* L.) in lake Agios Vasilios, Greece. *Freshw. Biol.*, 7: 559-565.
- PERSON-LE-RUYET J., SAMAIN J.F., DANIEL J.Y., 1989, Evolution de l'activité de la trypsine et de l'amylase au cours du développement chez la larve de bar (*Dicentrarchus labrax*). Effet de l'âge du sevrage. *Océanis*, vol 15, Fasc 4, pp 465-480.
- POPOVA O.A., 1960, Some peculiarities of the pike and perch in the Volga Delta. *Vop. Ikhtiol*, n° 15: 55-70.
- POST J.R., 1990, Metabolic allometry of larval and juvenile yellow perch (*Perca flavescens*): in situ estimatas and bioenergetic modele. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 47(3): 554-560.
- POURRIOT R., 1986, Les rotifères - Biologie. *Aquaculture*, (5): 201-221.
- RAMSEYER L.J., 1992, The optiman protein metabolisable energy ratio and total protein requirement for yellow perch in a single pass, flow through system. Masters Thesis. Michigan State University, East Lansing, MI, 98p.
- SHIMENO S., OSOKAWA H., TAKEDA M., 1978, The importance of carbohydrate in the diet of a carnivorous fish. Halver & Tiews (Ed), in "Finfish nutrition and fishfeed technology". pp128-137.
- SIEFERT R.E., 1972, First food of larval yellow perch, white suckers, bluegill, emerald shiner, and rainbow smelt. *Trans Am. Fish. Soc.*, 101: 219-225.
- SOLBERG S.O., 1979, Formulation and technology of moist feed -

- moist pellet in "Finfish nutrition and fishfeed technology". VolIII, ed. J. Halver & Tiews, pp 41-44, Berlin.
- SPANGLER G.R., PAYNE N.R., THROPE J.E., BRYNE J.M., REGIER H.A., CHRISTIEW J., 1977, Responses of Percids to exploitation. J. Fish. Res. Board Can., 34,10: 1983-1988.
- SPILLMANN Ch. J., 1961, Faune de Franve n° 65. Poissons d'eau douce. Ed. Paul Lachevalier, Paris, 303p.
- SPIRIDAKIS P.,METAILLER R., GABAUDAN J., RIAZA A., 1989, Studies on nutrient digestibility in european sea bass (*D. labrax*). Aquaculture, 77: 61-70.
- STARR, J.C., 1989, Performance of stunted and nonstunted yellow perch (*Perca flavescens*) fed pratical diets. Masters Thesis. Michigan State University, East Lansing, Mi. 48p.
- SYAZUKI K., TAKESUE K., MATSUI I., 1956, Studies on nutrians of carp fry II. Digestibility of protein and pourcentage of ingested feed per body weight of food stuff having various levels of proteins J. SHIMONOSEKI Coll. fish., 6:109-113.
- TAKAHASHI K., HATTA N., SUGAWARA Y., SATO R., 1978, Organogenesis and fonctionnal relation of alimentary tract and kidney of chum salmon. Tokoku J. Agric. Res., 29:98-103.
- THORPE J.E., 1977, Synopsis of biological daata on the perch (*Perca fluviatilis* L.) and *Perca flavescens* Mitchill. FAO Fisheries Synopsis n°113: 139p.
- UEBERSCHAR B.F.R., 1988, Determùnation of the nutritional conditions of individual marine fish larvae by analysing their proteolytic activities with a highly sensitive fluorescence technique. Meeresforsch, 32: 144-155.
- VAN BALLAER E., AMAT F., HONTORIA F., LEGER P., SORGELOOS P., 1985, Preliminary results on the nutritional evaluation of W3-HUFA enriched *Artémia* nauplii for larvae of the sea bass (*Dicentrarchus labrax*. Aquaculture, 49: 223-229.
- WATANABE T., 1982, "Lipid nutrition in fish." Comp. Bioch. Physiol. Vol. 73B, n° 1, pp 3-15.
- WATANABE T., KITAJIMA T.C., FUJITA S., 1983, Nutritional values of live organisms used in Japan for mass propagation of fish. A review Aquaculture 34 : 115-43.
- WEATHERLEY A.H., 1963, Zoogeography of *Perca fluviatilis* (linnaeus) and *Perca flavescens* (Mitchill) with special reference to the effcts of high temperature. Proc. Zol. Soc. London, 141: 557-576

WEST G., LEONARD J., 1978, Culture of yellow perch with emphasis on developpement of oggs and fry. Selected Coolwater Fishes of North America, Spec. Publ. n°11, Kendall R.L., Ed., American Fisheries Society, Washington D.C.

YUFERA M., PASCUAL E., 1980, Estudio del rendimiento de cultivos des rotifero (*B. plicatilis*) alimentados con levadura de planificacion. Inv. Pesq., 4: 361-369 (English summary)

VIII ANNEXES

| EXPÉRIENCE I ANOVA II: AQUARIUMS ET RÉGIMES. | | | | |
|---|------------|-----------|-----------|----------|
| <i>Source de variat.</i> | <i>SCE</i> | <i>dl</i> | <i>CM</i> | |
| Régime | 1,3038 | 1 | 1,3038 | 134,41 S |
| Aquarium/Régime | 0,0194 | 2 | 0,0067 | 0,577 NS |
| Résiduelle | 0,6068 | 36 | 0,0168 | |
| Total | 1,93 | 39 | | |

Annexe:IV.1: Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification (régime et aquarium) réalisée sur les poids finaux des larves.

| EXPÉRIENCE I (TC) ANOVA I. | | | | |
|-----------------------------------|------------|-----------|-----------|------------|
| <i>Source de variat.</i> | <i>SCE</i> | <i>dl</i> | <i>CM</i> | |
| Totale | 16,908 | 3 | | |
| Régime | 16,69 | 1 | 16,69 | 153,120 SS |
| Résiduelle | 0,218 | 2 | 0,109 | |

Annexe:IV.2: Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (régime) réalisée sur le taux de conversion alimentaire général.

| EXPÉRIENCE I ANOVA I : % PROTÉINES. | | | | | |
|--|------------|-----------|-----------|-------|------------|
| <i>Source variation</i> | <i>SLE</i> | <i>DI</i> | <i>CM</i> | | |
| Totale | 147,24 | 5 | | | |
| Régime | 134,61 | 1 | 134,61 | 38,35 | p<0,005 SS |
| Résiduelle | 12,63 | 4 | 3,51 | | |

Annexe:IV.3: Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (régime) réalisée sur la teneur protéique corporelle des larves.

| EXPÉRIENCE I ANOVA II : C.E.P. | | | | | |
|---------------------------------------|------------|-----------|-----------|---------------|-------------|
| <i>Source variation</i> | <i>SLE</i> | <i>DI</i> | <i>CM</i> | <i>F obs.</i> | |
| Temps | 5,39 | 2 | 2,69 | 206,9 | p<0,0001 SS |
| Régime | 0,447 | 1 | 0,447 | 34,3 | p<0,005 SS |
| Interaction | 1,28 | 2 | 0,64 | 49,23 | p<0,0001 SS |
| Résiduelle | 0,08 | 6 | 0,013 | | |

Annexe:IV.4: Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification (régime et temps) réalisée sur le coefficient d'efficacité protéique.

| EXPÉRIENCE I ANOVA I : MUI TRYPSINE/ MGPROTÉINES.. | | | | | |
|---|------------|-----------|-----------|------|------------|
| <i>Source variation</i> | <i>SLE</i> | <i>DI</i> | <i>CM</i> | | |
| Totale | 0,202 | 5 | | | |
| Régime | 0,1934 | 1 | 0,1934 | 89,5 | p<0,001 SS |
| Résiduelle | 0,0087 | 4 | 0,0021 | | |

Annexe:IV.5: Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (régime) réalisée sur l'activité tryptique par mg de protéines.

| EXPÉRIENCE III ANOVA I: POIDS. | | | | |
|---------------------------------------|------------|-----------|-----------|----------|
| <i>Source de variat.</i> | <i>SCE</i> | <i>dl</i> | <i>CM</i> | <i>F</i> |
| Totale | 48 | 1 | 48 | 0,03 NS |
| Régime | 2,56 | 5 | 0,512 | 2,17 NS |
| Résiduelle | 12,974 | 55 | 0,235 | |

Annexe:IV.6: Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (régime) réalisée sur l'accroissement pondéral des juvéniles.

| EXPÉRIENCE III ANOVA II :% PROTÉINES.. | | | | |
|---|------------|-----------|--------------------|-------------|
| <i>Source de variat.</i> | <i>SCE</i> | <i>dl</i> | <i>CM</i> | |
| Taille | 0,002 | 1 | 0,002 | 0,1666 NS |
| Régime | 0,0001 | 4 | $25 \cdot 10^{-5}$ | 0,00208 NS |
| Interaction | 0,008 | 4 | $2 \cdot 10^{-3}$ | 0,000015 NS |
| Résiduelle | 0,24 | 20 | 0,012 | |

Annexe:IV.7: Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification (régime et taille) réalisée sur la teneur protéique.

CULTURE SELCO.

| | |
|--|--|
| Lipides (marins): W3 HUFA | 35 mg min./ g de culture Selco. |
| Protéines (40% min.) | Contenant tous les acides aminés essentiels. |
| Vitamines. Pigments naturels. Minéraux. Antioxydants. Autres agents conservants. | |

COMPOSITION LANSY A2

| | |
|--|--------------------|
| Protéines | 50% min. |
| Lipides | 15,5% min. |
| Carbonhydrates | 20% |
| Cendres | 8,5% max. |
| Humidité | 6% |
| HUFA Σ W3 HUFA | 40 mg/g Poids sec. |
| HUFA 22: 6W3 | 25 mg/g Poids sec. |
| HUFA 22: 5W3 | 12 mg/g Poids sec. |
| Vitamine, minéraux, caroténoïde, lécithine, natural attractant. Antioxydant and other préservents | |

COMPOSITION TROUVIT.

| <i>Aliment</i> | <i>Trouvit 0</i> |
|-------------------------|------------------|
| Protéines brutes (%) | 50,0 |
| Matières grasses (%) | 8,5 |
| Hydrates de carbone (%) | 17,5 |
| Cellulose (%) | 2,0 |
| Cendres (%) | 11,0 |
| Humidité (%) | 11,0 |

COMPOSITION FARINE DE MORUE.

| Solides totaux | 95 % | | |
|----------------------|--------------------------|----------------------|--------------------------|
| Protéines totales | 88 % | | |
| Graisses | 1,5 % | | |
| Cendres | 4,5 % | | |
| Sels (NaCl) | 1 % | | |
| <i>Acides aminés</i> | <i>% total protéines</i> | <i>Acides aminés</i> | <i>% total protéines</i> |
| Ala | 5,6 | Met | 3,1 |
| Arg | 5,6 | Phe | 3,5 |
| Asp | 9,93 | Pro | 3,4 |
| Glu | 14,3 | Ser | 4,4 |
| Gly | 5,1 | Tre | 4,1 |
| His | 1,8 | Tyr | 3,2 |
| HyPro | 0,7 | Val | 4,1 |
| Lys | 7,3 | Iso | 3,9 |
| Leu | 6,6 | | |