

II.2.2- Les étapes principales de l'élevage de *P. fluviatilis* et leurs techniques.

Le cycle de production naturel de la Perche peut se représenter par la succession des phases suivantes: ponte, fécondation, incubation, éclosion, démarrage larvaire et grossissement. Dans la pratique d'un élevage intensif ou semi-intensif, il faut ajouter une avant-dernière étape, avant celle du grossissement: le sevrage alimentaire.

Chacune de ces étapes, lorsqu'elle est réalisée dans un cadre artificiel, sous contrôle de l'Homme, suppose l'application de certaines techniques, l'utilisation d'un certain savoir-faire. Ce sont ces méthodes, leurs technicités, leurs résultats actuels ou espérés que l'on va ici développer, en les regroupant au sein de quatre ensembles: le premier traitera des géniteurs ainsi que des méthodes de récolte des gamètes et de leur fécondation; le deuxième envisagera les techniques d'incubation jusqu'à l'éclosion; le troisième abordera le très vaste sujet de l'élevage larvaire; le quatrième enfin parlera de la croissance et de l'exploitation des jeunes perches.

II.2.2.1- Choix et entretien des géniteurs; récolte des oeufs et fécondation.

II.2.2.1.1- Choix et entretien des géniteurs.

II.2.2.1.1.1- Choix des géniteurs: taille, sexe, sex-ratio.

Le choix des géniteurs se révèle relativement difficile à opérer:

- Les avis divergent sur la **taille optimale** que devront avoir ces reproducteurs. Nous avons vu (cf. I.4.1.2.4.) que plus une perche était grande, et plus elle était normalement prolifique. Dans un but d'intensification de la production, il semblerait donc logique de choisir les plus belles pièces. **Globalement cependant, ce sont plutôt les individus de**

taille moyenne qui sont retenus: 15-20 cm pour les femelles, 10-15 cm pour les mâles (WEST & LEONARD, 1978, in (6); (117); (68)).

Ceci trouve peut-être son explication dans le fait que les poissons soient plus faciles à manipuler (?), plus résistants au stress (?), ou que les chapelets d'oeufs plus petits soient plus facilement fécondables (?). La justification de ce choix reste à donner et est peut-être à discuter.

- En ce qui concerne maintenant **le sexe** des individus placés en bassin, il est généralement impossible de l'identifier au moment des pêches d'automne. Il faut attendre qu'une maturité sexuelle suffisante soit atteinte, c'est à dire souvent d'être tout proche de la période de ponte, pour qu'on puisse reconnaître la femelle du mâle (essentiellement au ventre très proéminent de la première: cf. I.4.1.1.1.). Ceci peut poser un problème, notamment dans le cas où l'on a décidé de ne pas intervenir au moment de la ponte et de la fécondation: si le contenu d'un bassin se révèle à ce moment monosexé ou avec un sex-ratio très déséquilibré, on comprend qu'il puisse être difficile d'avoir de bons résultats ... Et manipuler à ce moment les géniteurs (pour se rapprocher d'un sex-ratio idéal de 1:1' à 3-5 mâles pour une femelle, [(24), (49)]), suppose un stress qui peut être défavorable à la reproduction...

Pour pallier ce problème, on peut imaginer plusieurs solutions: compter sur sa bonne étoile au moment de l'allotement des poissons (...), prévoir des bassins assez grands pour y stocker plus de géniteurs, avoir repéré l'année précédente les mâles des femelles... Une autre méthode, actuellement en cours de recherche sur *P. flavescens*, consiste à ne faire se reproduire que des femelles en traitant certaines d'entre elles à la méthyltestostérone (afin qu'elles produisent un sperme qui, en fécondant des ovules, ne donnera que des oeufs femelles (dont la croissance serait initialement meilleure: cf. I.4.2.2.2.1), (6), (24), (47)).

Former un bon groupe de géniteurs constitue donc un premier problème. Les entretenir n'est pas toujours évident non plus.

II.2.2.1.1.2- Entretien des géniteurs.

Nous ne reviendrons pas sur la description des bassins de stabulation des géniteurs et les caractéristiques générales que devra présenter l'eau de ces bassins (cf. II.1.2.1.1.1. et II.1.3.1.): Tout doit être fait pour **limiter au maximum toute source de stress sur le poisson**, afin de ne pas risquer d'inhiber la maturation gonadique.

Avant de placer les géniteurs nouvellement pêchés dans leurs bassins, et étant donné qu'ils devront y rester pendant plusieurs mois dans des conditions de densités animales assez fortes, il nous semble intéressant de

préconiser un **traitement sanitaire désinfectant** (qu'assez peu d'auteurs mentionnent d'ailleurs dans le courant de leurs expériences): JOUAN, (68) utilise dans ce but le mélange formol-vert de malachite (40mg de vert de malachite + 8 ml de formol 30% + 90 ml d'eau distillée). La concentration du mélange dans le bassin est de 5ml pour 10 litres d'eau, et les poissons y sont maintenus pendant une heure.

L'entretien des géniteurs se résume ensuite à un **contrôle efficace des paramètres physico-chimiques de l'eau** (valeurs et évolution), et à une **distribution régulière de nourriture**: Expérimentalement, certains ont nourri les géniteurs de *P. fluviatilis* sur le modèle de *P. flavescens* aux USA, c'est à dire avec des « granulés Truite » à 50% de protéines, distribués quatre fois par jour. La quantité quotidienne de ces granulés (1,6mm de diamètre) était de l'ordre de 3% de la biomasse (WEST & LEONARD, 1978, in (49)). Le non-consommé, qui s'accumule au fond du bassin et risque de provoquer une élévation toxique des taux de déchets azotés, demande à être régulièrement évacué (siphonnage).

Les résultats expérimentaux de l'essai ne se sont cependant pas révélés bons, ce qui pourrait ici s'expliquer par le stress du sevrage alimentaire mais aussi par la technique d'obtention des pontes (ici, stripping mal mené). Néanmoins, il semble logiquement préférable de s'efforcer de maintenir une alimentation naturelle et de qualité pour les géniteurs, c'est à dire de ne pas les sevrer. Nous n'avons malheureusement pas trouvé d'informations précises sur les modalités de l'alimentation en stabulation avec du petit poisson-fourrage (quantité, qualité, fréquence de distribution...), l'apport semblant être réalisé en fonction des besoins (quand l'essentiel du poisson-fourrage a été consommé).

On voit donc finalement que **cette étape initiale du choix et de la formation de « bons » lots de géniteurs, puis de leur entretien en bassin, pose un certain nombre de problèmes**, pas forcément faciles à résoudre dans le système actuel (où les reproducteurs sont prélevés annuellement dans le milieu extérieur). Le problème disparaîtra peut-être lorsqu'on saura conserver dans des bassins artificiels, sous alimentation industrielle, d'une année sur l'autre, les reproducteurs. Quelques expérimentations semblent indiquer que la chose n'est pas absolument impossible, (105), mais elle n'est pas aujourd'hui pratiquée de façon classique.

Ceci explique d'ailleurs que d'assez nombreux pisciculteurs évitent cette étape en laissant les reproducteurs pondre dans leur milieu d'origine, et en ne récoltant que leurs chapelets d'oeufs.

II.2.2.1.2- Récolte des oeufs et fécondation.

L'importance de cette étape est évidente puisque le chapelet d'oeufs

correctement fécondés reste à la base de tout l'élevage. Pourtant, **on ne connaît pas encore aujourd'hui « la » méthode grâce à laquelle on aurait un plein contrôle de cette phase fondamentale.** Différentes techniques existent : nous distinguerons les techniques de reproduction naturelle et les techniques de reproduction artificielle.

II.2.2.1.2.1- Les techniques de reproduction naturelle.

Elles sont *a priori* simples, puisqu'elles consistent à **laisser les géniteurs pondre et assurer seuls les opérations de fécondation.** De plus, ces techniques restent, à l'heure actuelle, les plus sûres: Lorsqu'on se contente de récolter des chapelets d'oeufs, on peut compter le plus souvent, sur un excellent taux de fécondation. Ceci est particulièrement vrai quand la récolte se déroule dans un milieu naturel (étang, lac...). Quand cette même récolte se fait en bassins, on peut être déçu par les taux d'éclosion, même lorsque l'incubation se passe dans de «bonnes» conditions: le stress des individus dans un bassin est toujours plus important et peut différer les pontes; le nombre de reproducteurs en présence est également réduit et on a vu que, même si la période de reproduction dans un milieu donné est assez brève, les différents individus peuvent n'arriver pas tous exactement au même moment à maturité.

Il serait alors ici intéressant de pouvoir synchroniser les pontes, en utilisant des hormones (cf. II.2.2.1.2.2.) ou l'influence de certains paramètres du milieu, essentiellement température et photopériode: l'application d'un programme thermolumineux avec élévation progressive de la température et de la durée d'éclairement semble favorable à la maturation sexuelle des reproducteurs (cf. I.4.1.2.1.1. et II.1.3.1.). TAMAZOUZT, FONTAINE, TERVER, (105) ont même pensé pouvoir utiliser un tel programme pour décaler dans le temps la période de reproduction des perches: s'ils ne sont pas arrivés à provoquer une ponte, ils ont quand même obtenu une augmentation de l'indice gonado-somatique (I.G.S.) nette, surtout chez les mâles. Ces recherches, récentes, gagneraient à être poursuivies pour qu'on puisse, un jour peut-être, mettre en application leurs résultats.(Aux USA, avec *P. flavescens*, il est établi que les meilleures pontes s'obtiennent sous une photopériode de 13,5 heures par jour après une augmentation régulière de la température de 5 à 12°C).

Finalement, le plus simple aujourd'hui, reste de laisser ponte et fécondation se dérouler dans le milieu extérieur. Cependant, chercher à obtenir les mêmes résultats à partir de reproducteurs entretenus en bassins de stabulation, doit rester un objectif pour tous: ceci présentera en effet les avantages de connaître (et sélectionner) les reproducteurs, connaître les dates précises de ponte et regrouper les chapelets d'oeufs par catégories

d'âge. On peut espérer une avancée de la maîtrise des processus de synchronisation des pontes qui rendrait encore plus avantageuse la technique de reproduction naturelle. Cependant, plus loin encore, on peut espérer un bon développement des techniques de reproduction artificielle.

II.2.2.1.2.2- Les techniques de reproduction artificielle.

Elles demandent cette fois un travail beaucoup plus considérable puisqu'elles consistent à **recupérer les gamètes de chaque individu par la méthode de stripping, puis à procéder à leur fécondation.**

II.2.2.1.2.2.1- Opérations de stripping.

Il s'agit de **provoquer manuellement chez un géniteur mature l'expulsion de ses gamètes.** Cette pratique est très commune chez d'assez nombreuses espèces d'élevage intensif (Truite, Carpe, Brochet). **Chez la Perche, elle ne donne de bons résultats que lorsqu'elle est employée sur des individus arrivés à leur pleine maturité sexuelle:**

Un léger massage abdominal permet le plus souvent assez facilement de repérer les mâles matures qui émettront alors sans grande difficulté leur sperme (compter 0,5ml de sperme pour un mâle de 10-15g pour environ 10cm de longueur). (6), (49), (68).

Les femelles, en revanche, se révèlent beaucoup plus fragiles: ce massage abdominal ne devra être pratiqué que sur des individus parfaitement matures, sous peine sinon d'expulser des gamètes non fécondables et de tuer la femelle. **KAYES, (24) préconise même de ne pas masser ainsi les femelles de *P. flavescens*, mais d'obtenir leur ponte de manière moins violente,** en les tranquillisant puis en leur maintenant doucement la tête dans ses mains en s'aidant d'un torchon: le poisson réalisera alors des mouvements de sa nageoire caudale qui doivent suffire à provoquer l'émission des ovules.

Quelle que soit la méthode employée, il faut donc **savoir reconnaître les trois signes de la maturité sexuelle des femelles** (tous trois doivent être observés en même temps, sinon cela signifie que la Perche n'est pas prête à pondre):

- **L'abdomen doit être très flasque,** la papille urogénitale très proéminente.
- **Une très légère pression abdominale doit faire sortir sans aucune difficulté les ovules.**
- **Le ruban d'ovules doit être bien individualisé,** dépourvu de toute trace de sang. Les ovules auront une couleur normale jaune-blanc. (6), (24), (49).

Toujours sur le modèle d'autres espèces élevées de façon intensive, on a également pensé ici **accélérer la maturation sexuelle des géniteurs et regrouper les pontes en utilisant des hormones.**

KAYES, aux USA, sur *P. flavescens*, obtiendrait ainsi d'assez bons résultats en réalisant deux injections d'extraits hypophysaires de Carpe (1mg/kg) ou d'hormone gonadotrope GHT (230 U.I./kg) à 24h. d'intervalle, par voie intrapéritonéale. La ponte aurait alors lieu, le plus souvent, 24h. après la fin de ce traitement, classiquement le matin.

DABROWSKI, CIERESZKO, (...), (30) travaillent actuellement sur un autre programme d'induction hormonale de ponte, avec des résultats qui restent à préciser et à distinguer de l'influence de facteurs tels que température ou photopériode...

Finalement, même si les éleveurs américains semblent beaucoup compter sur l'utilisation d'hormones, **nous n'avons pas pu consulter de documents traitant d'un programme d'induction bien défini, et présentant des résultats réellement probants.** De plus, tous les rapports d'expérience que nous avons étudiés concernant le cas particulier de *P. fluviatilis* aboutissent à un constat d'échec quant à la capacité des hormones à stimuler ou synchroniser les pontes. (49), (68), (117).

Ceci nous conduit donc à **recommander la prudence dans l'utilisation actuelle de ces produits**, tout en souhaitant la poursuite des recherches sur le sujet en espérant qu'elles permettront un jour de bénéficier des avantages d'une possibilité de stimulation et de synchronisation des pontes.

En attendant, **le stripping sans induction hormonale reste parfaitement envisageable, à la seule condition d'agir sur des individus prêts à pondre** (40). On recueille alors d'un côté les gamètes femelles, de l'autre le sperme. Il reste à procéder aux opérations de fécondation.

II.2.2.1.2.2.2- Opérations de fécondation.

La fécondation artificielle, chez la Perche, peut être réalisée selon une **méthode sèche ou humide, la méthode sèche étant apparemment la plus utilisée**, (6), (26), (47), (68), (79), (117).

- La méthode sèche consiste à recueillir dans un même récipient propre et vide (en acier inoxydable selon CRAIG, (26)) la ponte d'une femelle et le sperme d'un ou de plusieurs mâles. L'ensemble sera alors soigneusement mélangé, avec précaution (par de petits mouvements circulaires imprimés au récipient) pendant quelques minutes (les spermatozoïdes n'ont qu'une durée de vie très brève). On ajoute ensuite doucement 50 ml d'eau et on laisse reposer 15 min. avant de rincer les

oeufs.

VLAVONOU, (117) et JOUAN, (68) proposent d'utiliser 50 ml de lait à la place des 50 ml d'eau afin de dissocier les chapelets d'oeufs et ainsi favoriser leur étalement au sein des structures d'incubation. Il faut alors continuer d'agiter le milieu pendant 15 min avant de le laisser reposer 15 autres minutes puis rincer les oeufs. L'innocuité du lait sur les oeufs ne peut être affirmée car aucune des pontes ainsi expérimentées n'a connu de développement embryonnaire complet (lequel état de fait a été plutôt rapporté à l'extraction forcée par stripping d'ovules non parfaitement matures). L'utilisation du lait mériterait donc d'être vérifiée avant d'être largement employée.

Le rinçage des oeufs fécondés s'opère, quant à lui, simplement par plusieurs passages d'eau, puis les oeufs intègrent leurs bassins d'incubation.

- La méthode humide, elle, préconise de recueillir les ovules et le sperme dans 500 ml d'eau, ou mieux 500 ml d'une solution à 0,5% de NaCl qui, selon KAYES, (24) optimiserait les processus de fécondation. Le mélange est alors doucement brassé pendant 5 minutes avant que l'on rince les oeufs à l'eau claire et qu'on les dispose dans les structures d'incubation.

On peut noter que **nous n'avons pas trouvé mention d'un quelconque traitement désinfectant des oeufs** avant leur entrée en phase d'incubation. L'utilité d'un tel traitement mériterait peut-être d'être étudiée, car désormais les individus vont être entretenus dans des conditions particulièrement favorables au développement de maladies diverses (forte densité, températures élevées de l'eau...)

Finalement, on peut dire que **cette première étape** (qui rassemble tous les événements nécessaires à l'obtention d'oeufs correctement fécondés et susceptibles de commencer un développement embryonnaire normal) **est encore loin d'être parfaitement maîtrisée**. Le pisciculteur, aujourd'hui, aura intérêt à **bien estimer ses possibilités avant de se lancer dans cette partie de l'élevage de la Perche...** Et ce, d'autant plus qu'il existe une alternative à tous ces problèmes: prélever dans le milieu naturel les chapelets d'oeufs de perches dont on a besoin. Ceux-ci, de par leur organisation particulière en « dentelle » sont facilement reconnaissables, et en période de ponte, ils peuvent être relativement abondants. L'inconvénient est qu'on ne connaît pas les géniteurs ni la date de ponte, qu'il faut savoir « attendre » la ponte (ou qu'on est parfois surpris par la précocité de celle-ci...). Mais l'immense avantage reste qu'on peut être quasi certain de disposer d'une ponte correctement fécondée et « viable », dont il va falloir maintenant surveiller le développement embryonnaire.

II.2.2.2- Incubation et éclosion.

Nous avons déjà présenté (cf. II.1.2.1.2.1.) quelques structures au sein desquelles l'incubation pouvait se dérouler. D'autres sont parfaitement envisageables à partir du moment où elles assurent un étalement et une oxygénation corrects de la ponte, et qu'elles limitent les chocs thermiques.

II.2.2.2.1- Incubation.

Le travail du pisciculteur pendant l'incubation à proprement parler se résume, d'une part à une **surveillance** et à une **correction des principaux paramètres physico-chimiques** (cf. II.1.3.2.) et d'autre part à un **suivi visuel de l'état d'avancement du développement embryonnaire**.

Dans le cas où l'on connaît la date de ponte et de fécondation, on peut compter sur un développement en une dizaine de jours lorsque la température évolue progressivement de 10 vers 20°C.

Lorsque l'on ramasse une ponte dans le milieu extérieur, il convient de toujours bien la placer dans un bassin à même température que l'eau du milieu d'origine. On peut appliquer également une élévation progressive de 0,5 à 1°C par jour de ce paramètre, mais la durée d'incubation qui sera nécessaire est difficile à prévoir au départ.

II.2.2.2.2- Transfert des chapelets d'oeufs vers les bassins d'éclosion.

L'éclosion, pour sa part, gagne à se dérouler dans le bassin où se développeront les larves.

Il peut s'agir du même bassin d'incubation (que l'on adaptera en ôtant les structures qui auront maintenu les oeufs: cf.écloserie piscicole intégrée), auquel cas aucun transfert n'est à prévoir.

En revanche, les larves peuvent être destinées à rejoindre un autre enclos: bassin artificiel ou milieu extérieur (étang, gravière (...)) pour y passer la phase de démarrage larvaire, pour y assurer un repoissonnement en perches ou pour y servir de poisson-fourrage à un autre carnassier...). **Il est préférable de transférer des oeufs plutôt que des larves jeunes et fragiles, c'est à dire de procéder au changement de milieu avant éclosion. Le moment le plus favorable semble être celui où on commence à détecter sur l'embryon, au travers des enveloppes, une pigmentation oculaire:** (24), HEIDINGER & al, 1986, in (117), STAIR, 1977, in (6).

- (a) avant la formation de la blastula (14 mn)
 - (b) blastula (22 mn)
 - (c) avant le stade gastrula (21 h 25 mn)
 - (d) gastrula (29 h 9 mn)
 - (e) stade queue libre (114 h)
 - (f) formation des myotomes et des bourgeons pectoraux (11 j)
 - (g) pigmentation des yeux et développement des nageoires pectorales (16 j)
 - (h) éclosion (27 j)
- Diamètre des oeufs: 2 mm

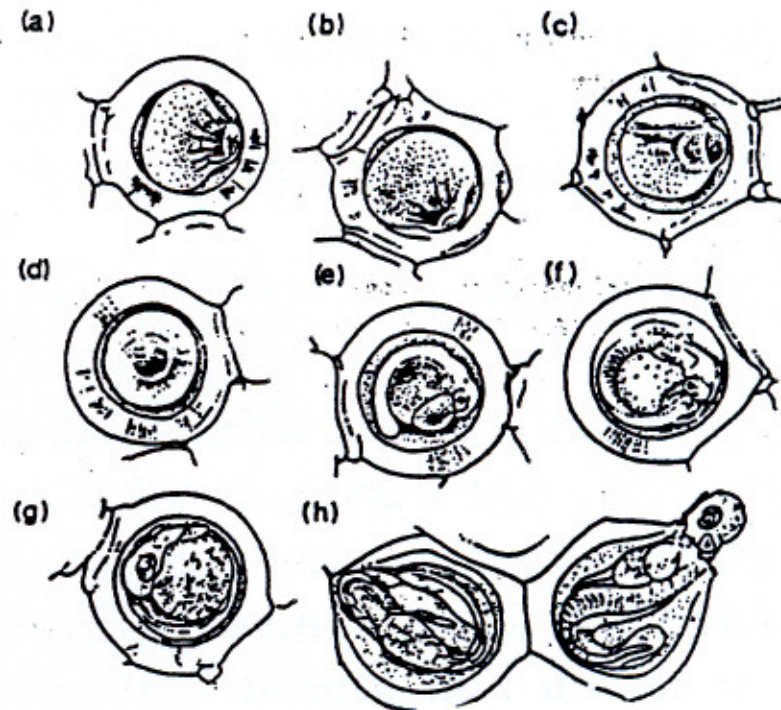


Fig. 82: Illustration du développement embryonnaire de la Perche (*P. flavescens*) selon MANSUETI (1964) in (26).

Ce transfert d'embryons suppose bien entendu de **veiller à la coïncidence des températures des deux milieux exploités**. Par ailleurs, il faudra bien s'assurer que **jusqu'à son éclosion, le chapelet reste bien étalé dans le courant et bien oxygéné**: lorsqu'on le déposera dans un plan d'eau naturel, on aura soin de bien l'accrocher autour de végétaux ou d'autres supports, si possible dans une eau claire. En bassin, il faudra conserver les techniques d'étalement et d'oxygénation artificielles de la ponte jusqu'à son éclosion.

II.2.2.2.3- Eclosion.

L'éclosion des différents oeufs d'un même chapelet est généralement assez regroupée dans le temps. Les larves qui s'échappent de leurs enveloppes manifestent très tôt un **phototactisme** marqué. Ceci pourra être utilisé pour les rassembler pendant qu'on **évacuera les restes des enveloppes**: un travail minutieux (il ne faut pas blesser les larves ni gêner la fin du développement des autres chapelets) qui doit cependant être mené aussi régulièrement que possible après chaque série d'éclosions. Sans cela, on risque d'observer des élévations brutales et importantes des taux de dérivés azotés, toxiques pour les larves.

Les taux d'éclosions obtenus à partir d'un chapelet d'oeufs bien fécondés sont classiquement bons (plus de 50%, jusqu'à près de 80-90%), au prix d'un travail et d'un investissement en temps certes importants mais qu'il faut savoir fournir: en effet, les pertes larvaires restent assez fréquemment très élevées, il vaut mieux toujours partir d'un grand nombre

initial d'éclosions. (Comparativement à la phase d'incubation-éclosion, l'étape de l'élevage des larves pose encore aujourd'hui d'assez nombreux problèmes et reste une étape à risques).

II.2.2.3- Elevage larvaire.

Cette étape est dominée à l'heure actuelle par des **difficultés d'ordre alimentaire**, (47). La jeune larve fraîchement éclosée commencera par puiser dans ses réserves vitellines pour subvenir à ses besoins. Rapidement cependant, il lui faudra opérer une transition vers une alimentation exogène: c'est **la phase du démarrage larvaire** qui, en élevage intensif, pose le problème d'être en mesure de fournir des proies très petites au départ.

Ensuite, en situation de bassins, il devient vite intéressant, tant sur un plan pratique que pour des raisons économiques, d'alimenter les jeunes poissons non plus avec un aliment naturel (aux caractéristiques variables), mais plutôt avec un aliment artificiel bien défini: il faudra alors **sevrer les larves**, ce qui nous le verrons, ne se fait pas sans un certain nombre de difficultés.

Signalons enfin, avant d'aborder le démarrage larvaire, que la plupart des données que nous proposerons sont issues d'**expérimentations récentes sur *P. fluviatilis***. Obligatoirement partielles, **elles doivent être considérées plutôt comme des pistes obtenues à petite échelle que comme de véritables règles établies dans un protocole d'élevage larvaire** de la Perche (aujourd'hui encore fort mal maîtrisé).

II.2.2.3.1- Le démarrage larvaire.

A l'éclosion, **les larves de perches sont très petites**: 5-7mm de longueur pour une masse de l'ordre de 1mg (68). Elles sont **immédiatement mobiles**, se rassemblant le plus souvent à la surface de l'eau et à la lumière. En l'absence de toute nourriture extérieure, elles peuvent survivre pendant quelques jours grâce aux **réserves accumulées dans leur vésicule vitelline**. Cependant, elles manifestent très tôt (avant résorption totale de cette vésicule, (47)), un **comportement de recherche alimentaire intense** mais limité essentiellement par la taille des proies pouvant être ingérées au travers d'une aussi petite gueule (cf. I.3.2.2.).

II.2.2.3.1.1- Nature du premier aliment des larves de perches.

JOUAN, (68) a mené une expérience intéressante visant à connaître ce que les jeunes larves étaient capables d'utiliser en tant que toute première nourriture exogène. Il compare un aliment artificiel (Aqualarve ND, distribué par la société Aqualim, sous forme de particules de différentes tailles, à 90%

de matière sèche dont 55% de protéines et 11% de corps gras. Seule la poudre n°1, la plus fine, calibrée à 100 µm est utilisée) et quatre aliments naturels (du zooplancton congelé donc inerte, constitué de cladocères et de cyclopoïdes entre 400 et 600 µm de diamètre; des nauplii d'*Artemia salina* vivantes, fraîchement écloses de près de 500 µm de diamètre; un mélange rotifères (*Brachionus rubens*), et petits cladocères du genre *Daphnia*, de moins de 100 µm de diamètre; enfin, un mélange de zooplanctons obtenus par « ensemencement » de l'eau par du lisier).

A partir de l'intérêt (et de l'appétit) manifesté par les larves, mais aussi selon les taux de survie obtenus après quelques jours, l'auteur a pu proposer **un classement des cinq types de nourriture, de la plus mauvaise à la meilleure: zooplancton congelé, (trop gros, inerte, coulant trop vite), Aqualarve ND, nauplii d'*Artemia* (trop gros), mélange cladocères-rotifères, et nourriture induite par fertilisation.**

Il faut donc absolument recourir en premier lieu et dans un premier temps à une alimentation naturelle, vivante, et de petite taille (moins de 100 µm). (6), (26), 47), (68).

Malgré les résultats précédents, nous continuerons à préconiser plutôt une distribution d'aliments qualitativement et quantitativement connus et stables, c'est à dire d'**utiliser autant que possible un élevage de rotifères interne à la pisciculture.** Une telle source offre les avantages de la régularité de la production (dans le temps et en qualité), tandis que la microfaune induite par fertilisation de l'eau peut se révéler inadaptée de par sa nature (particules trop grosses, trop peu nombreuses) ou le moment de son pic de production (décalé par rapport aux premiers jours de vie des larves)...

II.2.2.3.1.2- Mode de distribution et quantités distribuées.

La distribution peut être manuelle ou automatique. On a intérêt à **favoriser au maximum la prise alimentaire**, ce qui peut être obtenu grâce à différentes techniques:

- **Rassembler les larves au point et au moment de la distribution** en utilisant leur phototactisme: Pour éviter toute source de stress (et notamment effacer les ombres projetées sur les bassins), les larves seront maintenues dans la pénombre, sauf au moment des repas. On aurait alors intérêt à utiliser une source lumineuse intérieure au bassin plutôt qu'extérieure.
- **Utiliser un contraste proies/parois du bassin** (la tendance est aujourd'hui de préférer les bassins sombres).
- **Augmenter la durée de la coulée de l'aliment vivant** (les bassins cylindroconiques, plus profonds, seraient plus favorables).

La plupart des auteurs recommandent une alimentation initiale surabondante et conseillent de distribuer en moyenne 1000 particules alimentaires par larve et par jour, (ce qui représente souvent 10 à 30% de la biomasse des poissons), (26), HALE & CARLSON, 1972, HEIDINGER & KAYES, 1986, in (49).

Il faut éviter d'avoir une alimentation continue, qui semble favoriser l'apparition d'une hétérogénéité en taille au sein des lots (les individus les plus forts se nourrissent en permanence et se développent beaucoup plus vite), et par voie de conséquence celle d'un cannibalisme important.

Quatre repas par jour, identiques et régulièrement espacés semblent constituer une bonne moyenne, (6).

II.2.2.3.1.3- Autres activités pouvant être menées en phase de démarrage larvaire.

Cette phase de démarrage larvaire ne dure que quelques semaines en bassins artificiels (un peu plus longtemps dans le milieu extérieur). A côté du problème alimentaire central, et qui doit être parfaitement géré, deux types de paramètres doivent également rester sous contrôle: l'élévation du taux de $N-NH_4^+$ et le problème du cannibalisme.

II.2.2.3.1.3.1- Lutte contre la pollution azotée.

A partir du moment où l'on va nourrir abondamment des jeunes larves dans des bassins de dimensions réduites, il faut absolument surveiller (hormis tous les autres paramètres du milieu) la teneur en déchets azotés. On peut en effet observer parfois des pics très importants et d'apparition brutale, pouvant réduire à néant tous les efforts réalisés pour développer les larves.

Le seul moyen d'éviter l'« accident » consiste à entretenir une propreté aussi bonne que possible dans les bassins, par évacuation de tous les déchets (siphonnages réguliers et changements périodiques de l'eau).

II.2.2.3.1.3.2. Lutte contre le cannibalisme.

Ce problème est susceptible d'apparaître relativement tôt parmi les jeunes perches (dès la taille de 13 mm, (6)).

On risquera d'autant plus de le rencontrer qu'on aura laissé éclore dans le même bassin différents chapelets d'oeufs pondus à plusieurs jours d'intervalle ou incubés dans des conditions très différentes: les premières larves sorties de l'oeuf guetteront leurs congénères plus jeunes ou plus

faibles.

On devra donc **s'efforcer de regrouper au départ des larves écloses le même jour**. Mais il pourra également s'avérer nécessaire parfois **d'opérer ultérieurement un tri par catégories de taille** parmi les larves: celui-ci n'est pas évident vu les dimensions des individus et leur fragilité, mais les pertes occasionnées dans certains cas peuvent le justifier. Rappelons également qu'on pense qu'une **distribution régulière et pas trop fragmentée des repas** semble diminuer l'incidence de ce problème.

II.2.2.3.1.4- Solution palliative au démarrage larvaire en bassin.

Dans un contexte où peu de pisciculteurs maîtrisent encore l'élevage des rotifères d'eau douce, **cette première phase de démarrage alimentaire des larves peut se révéler très aléatoire dans ses résultats** (avec des taux de mortalité très forts). **On peut alors choisir de la laisser se dérouler naturellement au sein d'un plan d'eau ou d'un terrain extérieur préalablement préparé**. Cette méthode est assez couramment employée aux USA avec *P. flavescens* et y donne des résultats tout à fait corrects: 68 kg/ha soit 35 789 larves de 0,38g en moyenne dans un étang de 0,2 ha fertilisé avec du foin (WEST & LEONARD, 1978, in (26)).

En France, JOUAN, (68) propose d'utiliser des bassins ayant moins de un mètre de profondeur, 0,5ha de surface (pour mieux contrôler les divers paramètres), totalement vidangeables et rectangulaires (pour récolter les larves au filet; encore que l'utilisation du phototactisme-pêche au lamparo-(34), puisse se révéler intéressante). La préparation de ces bassins exige un bon chaulage (pour supprimer parasites et prédateurs potentiels), une fertilisation minérale et organique ainsi qu'éventuellement un traitement organophosphoré pour tuer les trop grosses formes de zooplancton (cf. Neguvon ND: II.1.1.2.2.1.2.)

Nous avons vu (cf. II.2.2.2.2.) qu'il valait mieux alors déposer les oeufs au stade « oeil pigmenté » que les larves dans ces bassins. Il ne reste plus ensuite qu'à attendre environ un mois avant de récupérer des larves suffisamment fortes pour pouvoir être sevrées.

II.2.2.3.2- Le sevrage alimentaire des larves.

Cette phase correspond à une **véritable charnière dans l'élevage de la Perche**: à partir du moment où elle est réussie, il devient relativement facile d'entretenir les poissons dans des conditions de fortes densités animales, d'alimentation et donc de courbes de croissance beaucoup plus standardisées, c'est à dire de réaliser un élevage réellement intensif de l'espèce. A l'inverse, si l'on ne procède pas à cette transition vers une alimentation artificielle, l'élevage restera obligatoirement de type extensif ou

semi-extensif (cf. II.2.1.).

On comprend alors que d'assez nombreux travaux aient porté sur les modalités de ce sevrage. Cependant, il faut bien reconnaître là-encore qu'il **n'a pas été établi pour l'instant de protocole de sevrage aux résultats sûrs et répétitifs**. Nous ne pourrions donc que donner quelques orientations actuellement suivies dans le cadre de ces travaux ou appliquées en pratique dans celui de l'élevage de *P. flavescens* aux USA.

II.2.2.3.2.1- Les aliments artificiels destinés à la Perche.

L'élevage de la Perche étant encore très récent et les besoins précis de cette espèce étant encore très mal connus (cf. I.3) , **il n'existe pas à l'heure actuelle d'aliments industriels ayant une «formulation spéciale Perche»**.

Pour l'instant, on estime simplement qu'il est préférable d'utiliser, au moins dans un premier temps, **un aliment riche en protéines** (plus de 50%): CALBERT & HUH, 1976, in (49) le conseillent **pendant les dix premières semaines du régime alimentaire artificiel**. Ultérieurement, il semble qu'on puisse diminuer ce taux à 25-30% sans grande incidence sur la courbe de croissance des poissons.

Sur le marché, les aliments poissons qui se rapprochent le plus de cette exigence et qui, de ce fait, restent les plus communément employés pour nourrir des perches, sont les «**aliments Truite**» (ou les «**aliments Bar**»), en granulés.

Tableau XX: Composition moyenne de différents aliments industriels in (117).

Type d'aliment	Aqualarve	Trouvit	Sofrada	Aliment bar
Humidité (%)	11	10	12	11
Matières protéiques brutes (%)	55	53	50	52
Matières grasses brutes (%)	11	9	6	12
Cellulose brute (%)	2	2	3,5	2
Cendres brutes (%)	13	11	13	13
Vit. A (au kg)	25 000 UI	3000 UI	1400 UI	25 000 UI
Vit. D3 (au kg)	2500 UI	200 UI	200 UI	2500 UI
Vit. E (au kg)	100 mg	20 mg	9 mg	100 mg
Vit. B1 (au kg)	-	10 mg	-	-
Vit. C (au kg)	-	200 mg	-	-
Antioxydant	Ethoxiquine	Ethoxiquine	BHA	Ethoxiquine

Nous verrons (cf. II.2.2.3.2.2.) que **la transition aliments naturels/aliments artificiels gagne toujours à être réalisée progressivement**. Il est alors classique de voir **utiliser au départ, en**

même temps que l'aliment industriel, d'autres composés tels que du zooplancton congelé (117) ou du foie de boeuf moulu: BENOIT (1968) in (49) a pu obtenir avec ce dernier type d'aliment des résultats relativement bons (croissance pondérale de 0,05g et taux de mortalité de seulement 10% sur les 25 premiers jours d'expérience avec un mélange « foie + granulés Truite »; 0,12g de croissance pondérale les 25 jours suivants uniquement avec des aliments Truite). Et le foie de boeuf moulu reste fréquemment employé aujourd'hui encore dans de nombreuses expériences de sevrage (coloré, riche en protéines, et assez pauvre en graisses, il se disperse bien dans le milieu): BESANCON, non publié, MARCHANDISE, non publié, (104).

Globalement, nous pouvons retenir ici qu'on ne connaît pas encore aujourd'hui l'aliment idéal de la perche. Quelques études se sont penchées sur l'intérêt de la présence d'acides gras polyinsaturés dans cet aliment, ou sur la granulométrie à recommander. Elles sont trop ponctuelles pour être réellement interprétables (SOLER, GANDON: non publié).

De très nombreux autres points restent, de plus, à considérer: WEST & LEONARD (1978), cherchent ainsi un granulé qui ne coulerait pas verticalement mais imiterait la trajectoire d'une daphnie, excitant plus de cette manière l'intérêt des jeunes perches en début de phase de sevrage. En attendant, on se contente de ce que l'on trouve couramment sur le marché pour réaliser au mieux ce sevrage.

II.2.2.3.2.2- Eléments essentiels d'un programme de sevrage alimentaire de P. fluviatilis.

Nous avons déjà vu qu'une jeune perche à l'éclosion ne pouvait se satisfaire d'une alimentation artificielle inerte (cf. II.2.2.3.1.1.). Nous commencerons donc par définir quel type de jeune larve est en mesure d'être sevrée avant d'indiquer la manière générale dont ce sevrage sera mené.

II.2.2.3.2.2.1- Caractéristiques générales du jeune poisson à sevrer et des conditions du milieu de sevrage.

Il ne devra pas être trop jeune: **une taille minimale de 13mm pour une masse de 0,4 à 0,5g est requise** par certains auteurs (HEIDINGER & KAYES, 1986, in (49)) travaillant sur *P. flavescens*. Il reprennent eux-mêmes les dires d'autres auteurs selon lesquels les taux de survie à la période de sevrage s'élèvent de moins de 50% à 80% quand la taille des larves au début de cette période passe de seulement 16mm à 18mm. (BEST, 1981, in HEIDINGER & KAYES, 1986)

A l'inverse, MALISON, (77) établit, toujours chez *P. flavescens*

qu'au delà de 17mm de longueur, les larves de différentes tailles ne supportent ni mieux, ni moins bien le sevrage (taux de mortalité assez semblables), mais que les plus jeunes (17mm) pouvaient être plus facilement sevrées (la transition pouvant se faire plus rapidement et plus tôt).

Cette taille minimale s'obtient après environ 3 semaines de démarrage larvaire en bassin (le délai étant un peu plus long quand le démarrage larvaire se déroule en étang).

Il est bien entendu nécessaire de placer les larves dans des **bassins artificiels** afin de pouvoir contrôler leur nourriture. Etant donné alors qu'au moment du sevrage, les perches seront suffisamment grandes pour que le cannibalisme soit réel, il est intéressant de **profiter de la mise en bassin pour effectuer au préalable un tri** (et éliminer ou mettre à part les individus visiblement plus gros que la moyenne).

La densité de stockage enfin semble importante: MALISON & al (77), ont montré qu'à 13,7 larves de 16-20 mm par litre (dans des bassins de 750 litres), les taux de survie au sevrage étaient plus forts (53% contre 28% seulement) et l'incidence du cannibalisme plus faible (23% contre 50%) que lorsque la densité était de 37,4 poissons par litre.

II.2.2.3.2.2- Exemples de programmes de sevrage alimentaire de P. fluviatilis.

Le principe consiste à amener progressivement le jeune poisson nourri de proies naturelles et vivantes à accepter un aliment exclusivement artificiel, distribué régulièrement. On cherche bien entendu à opérer une transition aussi rapide que possible mais les expérimentations menées par VLAVONOU, (117) montrent bien l'importance qu'il y aura à respecter un certain calendrier et à ne pas trop se hâter.

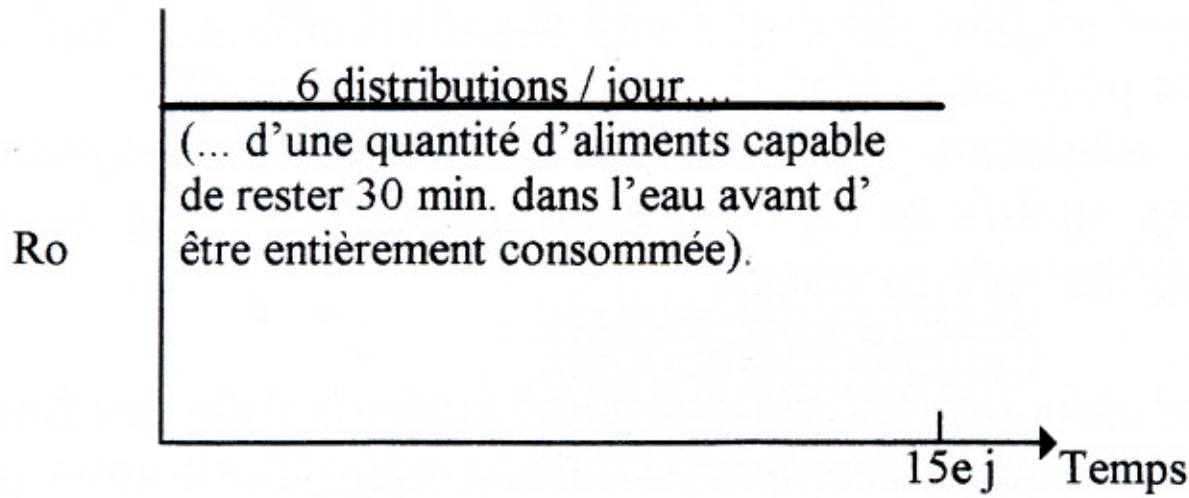
L'expérimentation s'est organisée en trois séries d'essais testant chacune plusieurs types de calendrier de sevrage (lequel sevrage fait passer les perchettes de l'aliment naturel vivant- daphnies et artémies-, à l'aliment artificiel-miettes d'aliment Bar ou Truite-, en passant éventuellement par l'intermédiaire d'un aliment d'origine naturelle mais inerte -zooplancton congelé).

- Premier essai:

Il teste trois grands types de régimes: tout naturel (R0), tout artificiel (R4, R5), ou transition naturel-artificiel par diminution progressive de la proportion d'aliment naturel (R1, R2, R3).

Les larves, en début d'expérience, sont les plus petites (14,9 mm en moyenne). On a 3-4 poissons par litre, soit 50-60 poissons par bac au

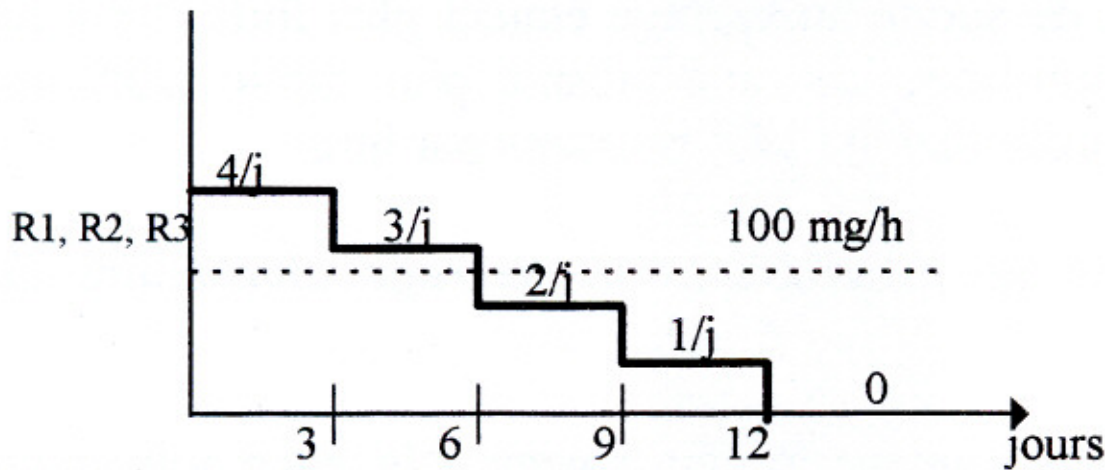
départ.



Artémies			Daphnies	Congelé		Miettes	
N	Mn	A		000	003	Truites	Bar
+	+	+	+				

Taux de survie = 53,6%

Augmentation de longueur = 2,8 mm (14,9mm -> 17,7 mm)



R1	+	+	+				+	
R2	+				+	+	+	
R3	+						+	

Taux de survie: 42%

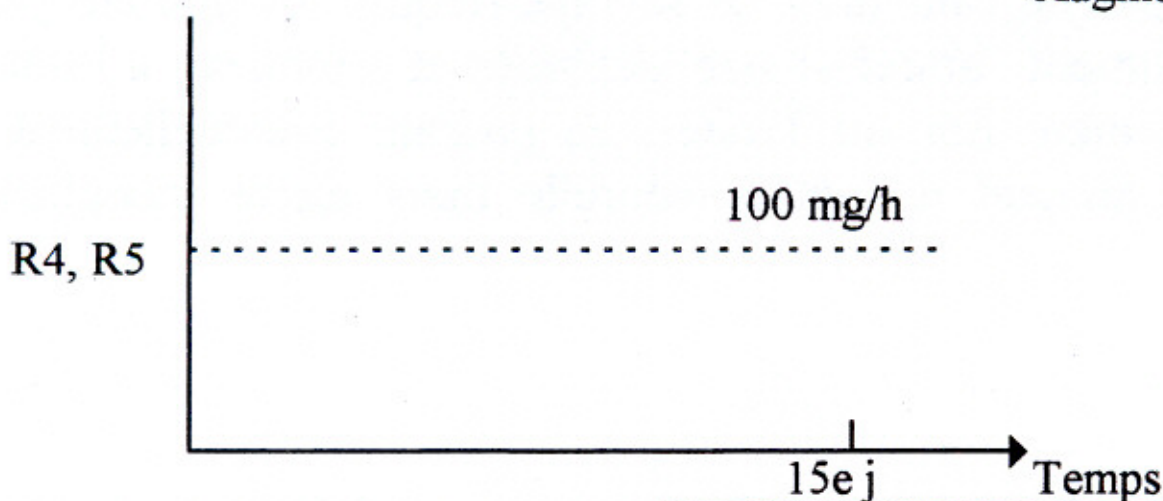
61%

68%

Augmentation de longueur: 5,5 mm

3,9 mm

2,7 mm



R4					+	+		
R5							+	

Taux de survie: 10%

76%

Augmentation de longueur: 2,3 mm

4,7 mm

Remarque: ————— ↔ +

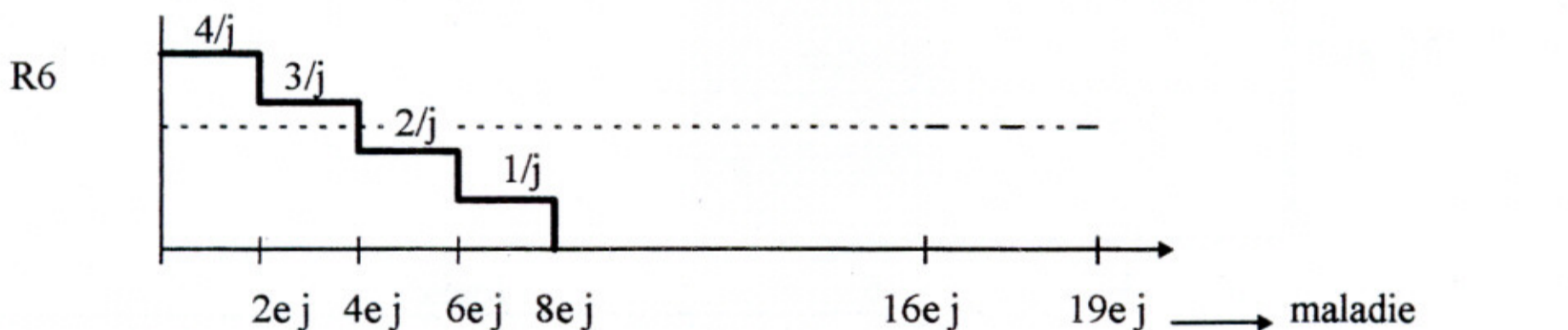
..... ↔ +

- - - - - ↔ *

On constate que R0 s'accompagne d'un bon taux de survie, mais il n'y a pas à proprement parler sevrage (et la croissance reste relativement peu importante). R4 et R5, par contre, constituent des régimes très rudes, sans aucune transition: Le taux de mortalité est fort. **Les meilleurs résultats** (taux de survie et croissance moyenne) s'obtiennent avec les programmes R1, R2, et R3, c'est à dire **quand on commence par une alimentation naturelle qui cède peu à peu le pas face à l'alimentation artificielle.**

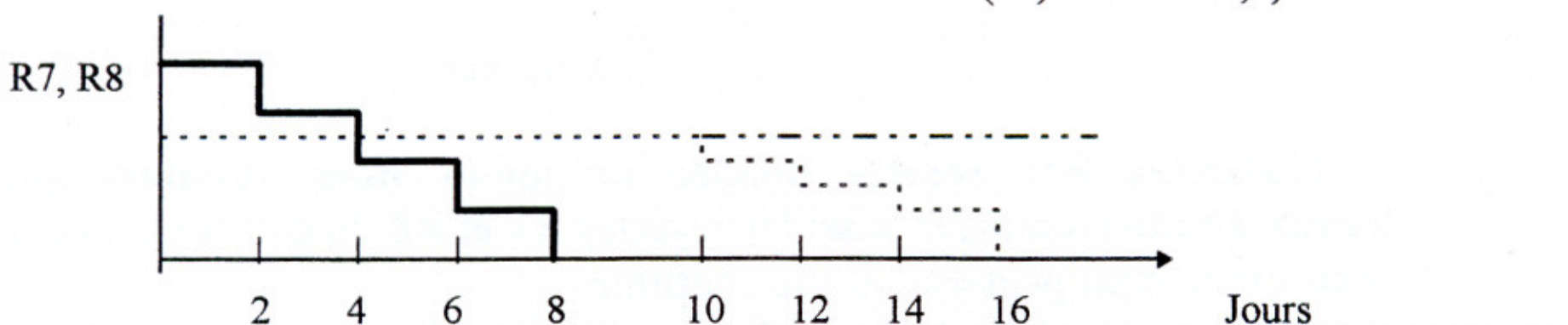
• Deuxième essai:

Ce deuxième essai cherche à affiner encore plus le principe de transition en faisant intervenir un aliment intermédiaire, d'origine certes naturelle mais inerte comme le sera l'aliment artificiel. Dans un premier régime, cet aliment congelé est apporté en continu puis remplacé sans transition par l'aliment artificiel (R6). Dans un deuxième type de régime (R7, R8), on procède à une double transition aliment naturel-aliment congelé puis aliment congelé-aliment artificiel. Il faut noter qu'au cours de ce deuxième essai, les larves sont plus grandes au départ (23,3mm en moyenne) et plus nombreuses (8-9 poissons par litre, soit 130-140 poissons par bac).



R6	+	+		+		+	*	
----	---	---	--	---	--	---	---	--

Taux de survie: 35,7%
 Augmentation de longueur: 2,2 mm
 (23,3 mm -> 25,5)



R7	+	+		+		+	*	
R8	+	+		+		+		*

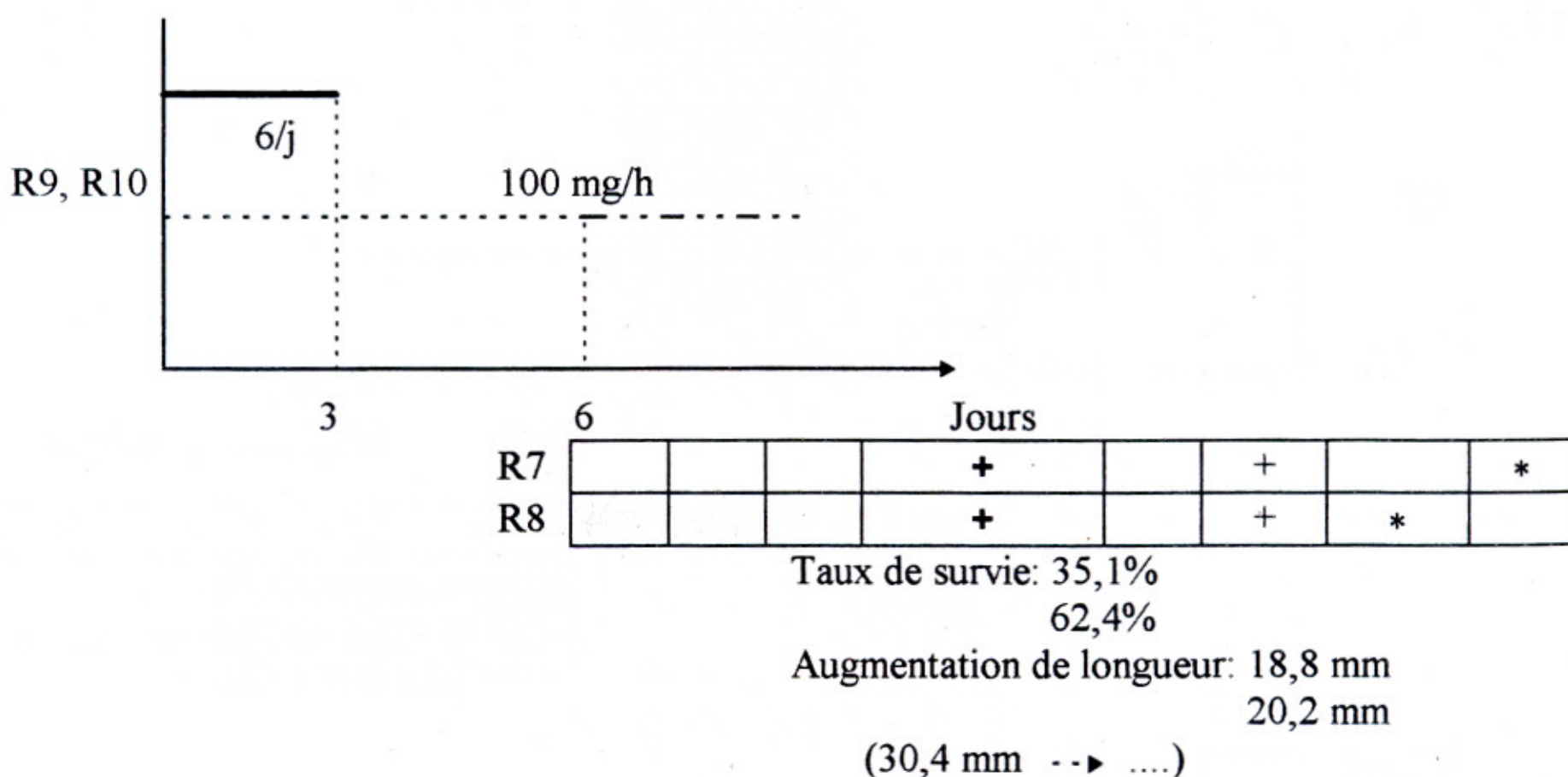
Taux de survie: 49,2%
 36,5%
 Augmentation de longueur: 5,8 mm
 2,5 mm

La double transition progressive apparaît plus favorable que la transition progressive simple aliment naturel-aliment congelé suivie d'une transition brutale aliment congelé-aliment artificiel, tant en ce qui concerne les taux de survie que les croissances moyennes.

L'incidence du développement d'une maladie à la fin de l'expérimentation est difficile à apprécier : elle a interrompu les essais au 19^e jour (alors qu'ils devaient s'étaler sur 21 jours) mais sans apparemment modifier l'appétit des individus malades (sur lesquels se développait une gangue blanchâtre dont l'origine n'a pas pu être précisée au cours des analyses de laboratoire).

• Troisième essai:

Il vise, quant à lui, à comparer deux aliments artificiels (destinés respectivement aux Bars et aux Truites). Il faut noter que la taille des alevins au début de l'expérimentation était la plus grande (30,4mm), et que cette expérimentation a été la plus longue (5 semaines). Les poissons étaient entreposés à raison de 6-7 individus par litre.



L'aliment Bar semble donner de moins bons résultats que l'aliment Truite (comparer aussi les régimes R7 et R8 du deuxième essai), mais cela mériterait peut-être d'être confirmé.

Par la stabilisation des mortalités en fin d'expérience, l'auteur estime avoir sevré ses perchettes au bout d'environ un mois (il est difficile de dire si trois semaines auraient pu suffire au cours du deuxième essai, du fait de l'apparition de la maladie).

Encore une fois, insistons bien sur le fait que ces résultats ne sont qu'expérimentaux, obtenus à très petite échelle (une centaine de poissons

initialement à chaque régime). Il convient plutôt d'en tirer quelques règles apparentes (qui sont peut être en mesure d'être modifiées un jour) relatives au principe du sevrage:

- **Réaliser des transitions progressives d'un aliment connu à un aliment nouveau.**
- **Eviter toute source de mortalité autre qu'alimentaire:**
 - * Réduire le stress (luminosité constante, tranquillité, densités animales non excessives: 1-4 par litre selon MALISON & al, (77))
 - * S'efforcer de conserver des lots homogènes en évacuant régulièrement les larves trop grosses (lutte contre le cannibalisme).
 - * Surveiller de très près pendant cette période de sevrage (où le non-consommé peut être important) les indices d'une pollution azotée: nettoyer très régulièrement les bassins, voire changer d'eau.

Nous manquons par contre encore de données quant aux modalités de distribution (fréquence et quantités): les Américains estiment que les perchettes sevrées arrivées à la fin de leur premier été se contentent d'une quantité journalière d'aliments équivalant à 3-4% de leur biomasse et expriment alors une croissance optimale (CALBERT & HUH, 1976, in (49)).

Beaucoup de travaux restent donc à faire avant qu'on connaisse « la » manière de sevrer les jeunes perches. Ces travaux présentent cependant un intérêt certain car on s'accorde, tant aux USA que déjà un peu en Europe, pour dire que l'élevage intensif des perches sevrées ne pose plus ensuite apparemment de gros problèmes.

II.2.2.4- Croissance et exploitation intensive des jeunes perches.

Pour résumer ce qui vient d'être dit jusqu'à maintenant, on peut donner le calendrier approximatif suivant:

Incubation (10-15j) ↓	• Mi-Avril: ponte. • Fin-Avril : éclosion (larves de 5-7 mm de longueur pour 1 mg)
Démarrage alim. (3 sem.-1 mois) ↓	• Fin Mai: larves démarrées prêtes à commencer un sevrage (larves de 15 mm pour 0,5 à 0,7 g)
Sevrage alim. (environ 1 mois) ↓	• Fin Juin: larves sevrées (larves de environ 20-40mm pour 1-2 g)

Les larves sevrées vont maintenant pouvoir entrer dans une phase de grossissement où elles seront nourries exclusivement d'aliments artificiels (distribués chaque jour à raison d'environ 2% de la biomasse des poissons). On dispose d'assez peu d'informations relatives aux résultats aujourd'hui obtenus par les différentes équipes de recherche, notamment en ce qui concerne les taux de survie des poissons.

KAYES, (24) affirme que *P. flavescens*, à partir du moment où elle est sevrée, accepte bien d'être entretenue dans des conditions de fort confinement. Néanmoins, nous allons voir que les résultats expérimentaux qu'on commence à publier en France, manquent singulièrement de régularité.

* **Prégrossissement:** VLAVONOU, (117) a commencé par mener une expérience de prégrossissement de *P. fluviatilis*, en répartissant dans deux types d'enclos (circuit fermé 80 litres et cage flottante) deux groupes très différents (par leur taille et leur nombre) de perches pourtant issues du même programme de sevrage.

Tableau XXI: Prégrossissement de juvéniles de perches sevrées in (117).

Paramètres	Lots	Lot E: Tête de lot et autres ..	Lot F
Structure d'élevage		Circuit fermé, 80l	Cage flottante
Durée d'élevage (j)		31	31 à 44
Température moyenne (°C)		24,7	24
Températures extrêmes (°C)		23,1 à 26,6	-
Effectif initial		52	179
Masse moyenne initiale (g)		3,8	1,3
Coeff. de variation de la masse initiale		41,3	-
Longueur totale moyenne initiale (mm)		66,8	47,4
Coeff. de variation de la longueur initiale		11,6	17,9
Effectif final		41	76
Longueur totale moyenne finale (mm)		93,8	58,6
Coeff. de variation de la longueur finale		9,4	9,6
Masse moyenne finale (g)		11,2	2
Coeff. de variation de la masse finale		32,8	58,6
Taux de survie(%)		78,8	42,4
Taux de croissance spécifique (%/j)		3,4	1 à 1,4
Accroissement de longueur (mm)		27	11,3

Etant donnée la différence des lots initiaux et des milieux de prégrossissement, il est difficile d'interpréter les résultats de cette expérimentation: **Il semble que des individus au départ plus gros et placés dans des bassins aux paramètres contrôlables subissent avec plus de succès l'épreuve de ce prégrossissement.** Sans pouvoir vraiment s'appuyer sur les résultats précédents, il nous semble cependant logique de

conseiller un prégrossissement en bassins artificiels jusqu'à pouvoir former des groupes homogènes de perches pesant 10-20 g et pouvant alors entrer dans une phase de grossissement à proprement parler. (Ceci devrait pouvoir être obtenu avec des poissons de un été seulement).

* **Grossissement:** Les structures à utiliser dans le cadre de ce grossissement font encore apparemment l'objet d'avis différents: Les Américains préconisent de simples bassins en milieu extérieur, mais les seuls résultats que nous avons pu obtenir étaient ceux d'une production en bassins photo- et thermorégulés (21°C, 16 heures d'éclairage): sous ce régime, CALBERT & HUH (1976) in (47) auraient produit en 9-11 mois des poissons de 150 g (sans qu'on connaisse les taux de mortalité devant être déplorés).

En France, récemment, dans de simples bassins de 6 m³ maintenus à 22°C, on aurait fait passer des poissons de 20 à 54 g en 2 mois (le taux de mortalité n'a pas été communiqué ici non plus). Puis 120 de ces perchettes, laissées dans les mêmes conditions auraient atteint la masse de 150 g en 5 mois (104).

Une autre alternative a été étudiée, consistant à placer les poissons dans des cages de 13 m³ (armature métallique de 2,8x2,8x2,2m et filet aux mailles 8 mm) qui équipaient un plan d'eau naturel. Les résultats sont là encore difficiles à interpréter: après 4 mois passés dans ces cages (nourris quotidiennement à 2% de leur biomasse), les 2 lots initiaux (225 perchettes de 43,5 g et 357 perchettes de 82,1g en moyenne) présentent des taux de survie et une masse moyenne individuelle respectivement de 87% et 70g, 47% et 112g (104). C'est-à-dire qu'on est passé dans la première cage de 9,8 à 13,7 kg de poissons, dans la seconde de 29,3 à 18,8 kg...

La présentation de ces chiffres pourrait achever de faire disparaître toute trace d'espoir et de croyance dans le fait qu'un jour, l'élevage intensif de la Perche soit possible et viable: en effet, **à l'heure actuelle, aucune étape de cet élevage ne peut se targuer d'être parfaitement connue, maîtrisée ou de résultats certains.** Néanmoins, cet espoir d'établir prochainement les bases et les méthodes d'une perciculture économiquement rentable, existe, et il anime aujourd'hui le travail de très nombreuses personnes: chercheurs ou producteurs potentiels. Cet espoir s'appuie en grande partie sur l'exemple américain, dont le programme d'étude visant à développer l'élevage de *P. flavescens*, commencerait à porter ses fruits: si l'on sait comment exploiter intensivement de l'autre côté de l'Atlantique une aussi proche cousine morphobiologique de *P. fluviatilis*, on devrait être en mesure de réussir la même chose avec *P. fluviatilis* en Europe.

Mais cet espoir devrait également pouvoir s'appuyer sur les caractéristiques mêmes du poisson à l'état sauvage (cf. première partie) dont on a souligné les grandes possibilités d'adaptation à de très nombreux

milieux.

Enfin, il convient de relativiser l'apparence d'état peu avancé des travaux par le simple fait que les investigations associées soient des plus récentes: il n'y a que quelques années que la Perche est pressentie comme une espèce pouvant servir à diversifier les productions piscicoles.

Par contre, un élément reste aujourd'hui parfaitement inconnu, malgré l'importance des conséquences qu'il pourrait avoir dans le cadre d'un élevage: il s'agit de la pathologie de groupe en bassins (toutes les informations placées en I.5., déjà peu étoffées, concernaient des populations sauvages). Certains chercheurs ont déjà vu leurs efforts ruinés par le développement d'une probable maladie (constatation de lésions) sans qu'aucune étiologie précise n'ait pu être déterminée. Certains essaient donc de se prémunir contre de tels accidents en désinfectant régulièrement les poissons (cf. mélange vert de malachite-formol: II.2.2.1.1.2.) ou en réalisant des bains antibiotiques (notamment acide oxolinique à 1 mg/litre en bain de 20 heures: [BESANCON, non publié].)

Néanmoins, on risque fort de connaître dans les années à venir certains problèmes d'élevage dus à la pathologie, qu'il faudra apprendre à traiter. Mais nous allons maintenant pouvoir constater, au travers de l'exposé de la situation actuelle du marché économique de la Perche, combien la maîtrise de cet élevage reste intéressante à rechercher.