

Incubation et éclosion des œufs de brochet et résorption vitelline des larves

A. CHAUVEHEID* et R. BILLARD**

* *Rue de l'Infante 67, 1410 Waterloo, Belgique*

** *INRA, Laboratoire de Physiologie des Poissons,*

Campus de Beaulieu, F 35042 Rennes Cedex

Résumé

Cet article passe en revue les conditions dans lesquelles doivent se dérouler l'incubation et l'éclosion des œufs de brochet et la résorption des larves. L'incubation est habituellement pratiquée dans des sortes de bouteilles où les œufs sont maintenus en mouvement (vase de Kannegieter, jarre de Mc Donald, bouteilles de Zoug et ses variantes) ou sur des claies où ils sont laissés au repos. L'éclosion est un événement assez rapide qui peut être synchronisé par élévation de la température. A ce stade, la difficulté réside dans la séparation des œufs vivants et morts et des larves. Une technique simple de séparation est proposée (fig. 2). La résorption vitelline comporte 2 phases : phase d'adhésion : 130 degrés-jours et phase de nage libre et de première prise de nourriture, 20 à 30 degrés-jours.

Les différentes phases requièrent une eau de bonne qualité, dépourvue de matières en suspension, de gaz en sursaturation et ayant une teneur en O₂ de 7 à 9 mg/l. La température est l'un des paramètres les plus importants. Pendant cette période les œufs et les larves sont très susceptibles aux saprolégnioses que l'on prévient par traitements périodiques au vert malachite et au formol. Quelques précautions à prendre lors de l'implantation d'une éclosérie sont mentionnées et la structure d'une éclosérie d'une capacité de 1 million de vésicules résorbées est décrite (fig. 5).

Summary. *Incubation and hatching of pike eggs and larval yolk resorption*

This article reviews the conditions necessary for the incubation and hatching of pike eggs and for larval yolk resorption. The eggs are usually incubated in bottles (Kannegieter flask, Mc Donald jar, Zoug bottle or other) in which they are kept in motion or on screens where they are motionless. Hatching is rapid and can be synchronized by raising the temperature. The difficulty at this stage is to separate live and dead eggs and larvae. A simple separation technique is proposed (fig. 2). Yolk resorption occurs in two stages, the adhesion stage at 130 degree-days and the free-swimming stage at first food intake at 20 to 30 degree-days.

These stages require good quality water containing no material in suspension, no supersaturation with gas and having an O₂ content of 7 to 9 mg/l. Temperature is one of the most important parameters. During this time, the eggs and larvae are very susceptible to saproleginosis which must be prevented by periodic treatment with green malachite and formol. Some precautions to take when planning a hatchery are mentioned, and the organization of a hatchery with a capacity of 1 million resorbed sacs is described (fig. 5).

Les technologies actuellement disponibles pour réaliser l'incubation et l'éclosion des œufs et la résorption de la vésicule vitelline en éclosérie sont relativement bien maîtrisées. Il existe malgré tout un certain nombre de contraintes physiques, physico-chimiques et biologiques liées au milieu et à l'animal qui doivent être prises en compte lors de la mise en place d'une éclosérie. Cet article se propose de faire une brève revue des techniques et des équipements utilisés pour l'incubation et la résorption des œufs et larves de brochets. Quelques aspects de la biologie et de la morphologie des œufs et des larves seront davantage détaillés dans ce volume par Balvay (1983). L'éclosérie de brochet a déjà fait l'objet de nombreuses descriptions et publications (Arrignon, 1970 ; Huet, 1970 ; Moruzzi, 1975 ; Shaperclaus, 1962).

L'incubation

1. Quelques caractéristiques des œufs et de l'embryogenèse

La taille de l'œuf de brochet varie entre 2,5 et 3,0 mm après gonflement au contact de l'eau, soit un nombre d'œufs au litre de l'ordre de 30 à 35 000. La taille des ovules ou des œufs fécondés avant gonflement dans l'eau est de l'ordre de 2 à 2,5 mm. On peut dans certains cas (femelles jeunes par exemple) rencontrer des ovules dont la taille n'excède pas 1,5 mm. Le nombre d'ovules peut être évalué par pesée et Arrignon (1970) fait état de 40 000 à 70 000 ovules par kg d'ovules non hydratés. La durée d'incubation est variable et dépend de la température (tabl. 1). La relation entre la température et la durée d'incubation n'est pas linéaire, de sorte que le nombre de degrés-jours nécessaires à l'incubation n'est pas constant. La formule :

$$E = 4 + 1,26^{19-t}$$

rend aussi compte de la durée d'incubation en jours (E) ; 4 et 19 : durées d'incubation extrêmes en jours, définies expérimentalement comme étant les plus courtes et les plus longues ; t : température d'incubation constante (d'après Steffens, 1976).

Tableau 1. — Durée de l'embryogenèse du brochet incubé à différentes températures (d'après Lillelund, 1967).

°C	Jours d'incubation	degrés jours
5.8	30.9	179
9.0	15.2	137
12.0	9.4	113
15.0	6.3	95
18.0	4.7	85

2. Les différents types d'incubateurs (fig. 1)

On distingue deux groupes d'incubateurs selon que les œufs sont maintenus en mouvement par un courant ascendant d'eau ou laissés immobiles.

a) Œufs maintenus en mouvement

— Vase de Kannegieter (fig. 1a)

Il s'agit d'un des premiers procédés employés pour l'incubation des œufs de brochet, et il fut mis au point en Allemagne. Il se compose d'un récipient de verre conique tronqué dont la base est dirigée vers le haut, et emboîtée dans un vase de forme cylindrique. Ce dispositif est compliqué et fragile et n'est pratiquement plus utilisé actuellement.

— Jarre de Mac Donald ou de Chassé (fig. 1b)

Il s'agit d'un verre à pied de grande contenance (3 à 5 litres) dans lequel plonge centralement une canule de verre qui s'arrête à 1 ou 2 centimètres du fond et assure l'alimentation en eau. Ce procédé est largement utilisé en Amérique du Nord et un modèle bon marché fait d'un bol de plastique au-dessus duquel on colle un manchon de PVC a récemment été décrit par Holland et Libey (1980).

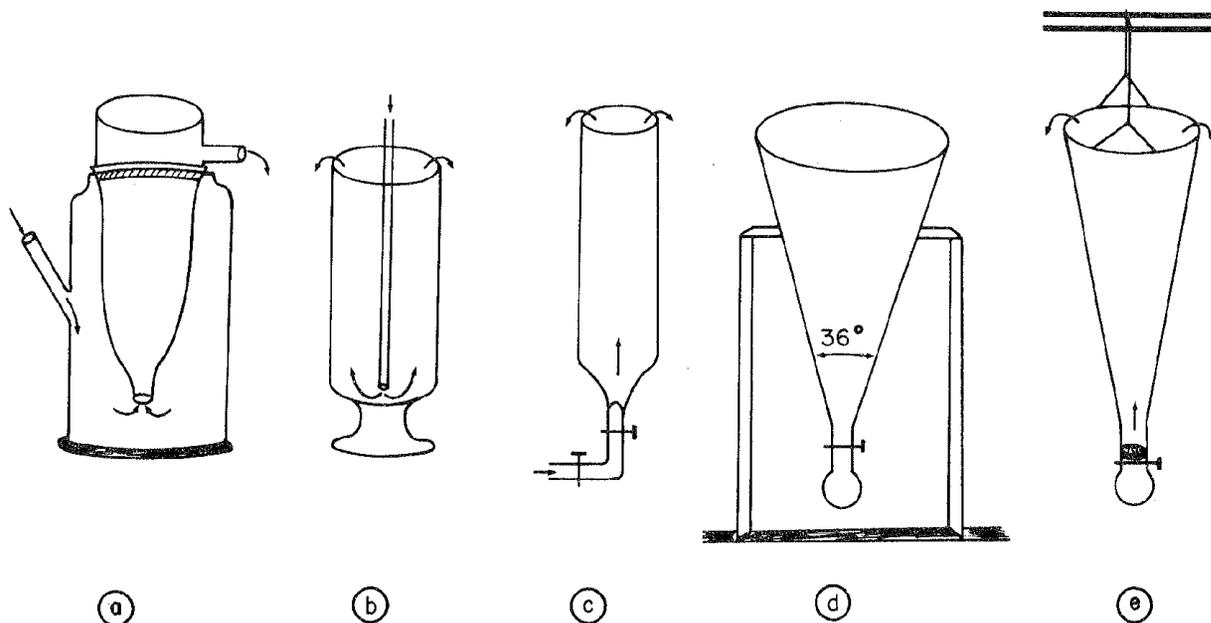


Figure 1. — Les différents types d'incubateurs dans lesquels les œufs sont constamment maintenus en mouvement. Les flèches indiquent le sens du courant d'eau. A la sortie, en partie supérieure des incubateurs, divers dispositifs (coiffes et becs verseurs) permettent de recueillir l'eau.

- a - vase de Kannegieter
- b - jarre de Mc Donald
- c - bouteille de Zoug
- d - incubateur conique de type hollandais
- e - incubateur conique en plastique.

— *Bouteille de Zoug* (fig. 1c)

La bouteille de Zoug classique a une grande contenance (6 à 8 litres) ; le fond a été découpé et le goulot évasé très progressivement. Elle se présente de manière renversée et l'arrivée d'eau se fait par le goulot. Une crépine perforée, destinée à empêcher le reflux des œufs, en cas d'arrêt de la circulation d'eau, est recommandée. On y place généralement la ponte de plusieurs femelles, et les œufs y sont brassés lentement grâce au courant d'eau ascendant. On admet entre 1 à 4 l d'œufs par bouteille. Pour assurer une circulation lente et régulière des œufs, il faut que leur niveau supérieur soit situé dans la portion verticale de la bouteille.

Il existe d'autre part des bouteilles de Zoug de petit format (2,5 à 3 litres) qui présentent les avantages suivants :

— on peut y placer la ponte isolée d'une femelle (jusqu'à 1 l d'œuf) ;

— aucune ponte ne se trouve mélangée à d'autres, ce qui permet de généraliser le système des fratries. De plus, une ponte qui contiendrait une forte proportion d'œufs blancs (parfois 100 p. 100) ne se trouve pas mélangée à des pontes de bonne qualité ;

— il y a une économie d'eau de l'ordre de 1/3 par rapport à la bouteille classique. Cet argument est intéressant à considérer lorsqu'on est limité par un faible débit d'eau de source ;

— le réglage judicieux du débit entre le 3^e et le 6^e jours d'incubation permet d'obtenir une véritable séparation œufs fécondés-œufs blancs, avec une couche supérieure de plus ou moins 1 cm, formée exclusivement d'œufs blancs. Il est aisé d'éliminer périodiquement cette couche par pipetage, de sorte que les œufs non embryonnés se trouvent en grande partie éliminés en fin d'incubation. Une telle ségrégation ne se produit pas dans le cas des bouteilles de plus grande taille.

— *Variantes de la bouteille de Zoug*

Il existe un grand nombre de variantes de la bouteille de Zoug. La plus originale récemment utilisée est celle mise en place à l'écloserie de Lelystad en Hollande. Il s'agit d'un cône dont l'inclinaison des parois est de 36° (fig. 1d) (Huisman, 1976). Ce dispositif permet aussi d'obtenir une bonne séparation œufs blancs-œufs fécondés (moins nette toutefois que dans la bouteille de Zoug de petit format), les œufs blancs se retrouvent à la périphérie du cône. Il existe enfin un incubateur conique suspendu fait de matière plastique souple qu'il est aisé de fabriquer soi-même et proposé par Woynarovich et Horvath (1981) (fig. 1e).

Dans ce type d'incubateur il est aisé de dénombrer le taux d'œufs embryonnés à partir de 40 degrés-jours d'incubation en plongeant un tube de verre ouvert aux deux extrémités - diamètre intérieur de 3 à 4 mm - dans une bouteille et en retirant une colonne d'œuf après avoir fermé avec un doigt l'orifice supérieure du tube. On peut alors dénombrer le nombre d'œufs morts et vivants, en mesurer le volume et le rapporter au volume total d'œufs afin de prévoir le

nombre d'œufs à éclore. Si les œufs morts et vivants ont la même taille, on peut simplement appliquer le pourcentage d'œufs embryonnés au volume total d'œufs, sachant qu'un litre en contient en moyenne 65 000. Le résultat peut être plus précis en établissant plus finement la relation taille des œufs et nombre d'œufs au litre. Cependant, ce procédé reste imprécis et seul le cubage d'un échantillon d'au moins 500 œufs œillés (+ œufs morts) est à conseiller.

b) *Œufs laissés au repos*

Il est possible de procéder à l'incubation complète des œufs de brochets sur des claies en les disposant en monocouche et si possible isolés les uns des autres. On peut utiliser des claies de divers types, par exemple incubateurs californiens employés pour les salmonidés mais le diamètre des orifices ne doit pas excéder 1,5 mm et si l'on pratique l'insémination avec dilueur il y aura lieu de procéder au gonflement des œufs dans l'eau douce avant le dépôt sur les claies. Cette méthode ne permet pas d'admettre plus de 6 œufs au cm² ce qui nécessite une quantité importante de claies. En outre les œufs ainsi incubés sont difficiles à dénombrer en fin d'incubation et sont très vulnérables aux saprolégnioses. Pour toutes ces raisons, ce mode d'incubation n'est guère pratiqué.

c) *Combinaison des deux procédés*

Une telle combinaison est pratiquée en procédant d'abord à une incubation sur claie pendant 40 degrés-jours puis transfert et incubation en bouteille de Zoug jusqu'à 110 degrés-jours. Pour éviter le siphonnage traumatisant nécessité par le transfert à 40 degrés-jours, on peut aussi procéder à la mise en incubation directement en bouteille de Zoug, mais avec un débit d'eau qui ne mette pas les œufs en mouvement. Le débit ne sera augmenté qu'après 30 degrés-jours de manière à assurer une lente rotation des œufs. Cette approche qui consiste à maintenir les œufs immobiles en début de développement embryonnaire semble donner de meilleurs taux de survie à l'éclosion. Cela est basé sur un certain nombre d'informations faisant état d'une plus grande sensibilité des œufs de brochet aux chocs et aux manipulations entre 5 et 35 degrés-jours (Huet, 1976). Chauderon (1969) pratique l'incubation en bouteilles de Zoug jusqu'à 70 degrés-jours, puis transfert les œufs embryonnés en caisses en bois dans lesquelles s'effectuent l'éclosion et la résorption vitelline.

L'éclosion

1. Les caractéristiques de l'éclosion

L'éclosion se produit environ 120 degrés-jours après la fécondation. Le stade de développement atteint par la larve lors de l'éclosion dépend de la température lors de l'embryogenèse (à basse température le stade de développement sera plus avancé et à l'éclosion la larve aura une taille plus grande, Lillelund, 1967) et du taux d'oxygène en fin d'embryogenèse (voir ci-après et Kotlyarevskaya, 1969).

Dans certains cas, on laisse l'éclosion se produire dans les incubateurs de type bouteille — cas du muskellunge — (Jonhson, 1958, cité par Huet, 1976) mais en général pour le brochet *Esox lucius*, on préfère offrir aux larves un support pour qu'elles puissent se fixer dès l'éclosion. A environ 110 degrés-jours, les œufs sont transférés dans des auge ou des incubateurs à claies (par exemple ceux utilisés pour l'incubation et l'alevinage des salmonidés) dans lesquels on ajoute des parois additionnelles pour augmenter la surface servant de support aux larves. Comme dans le cas de l'incubation des œufs au repos le diamètre des orifices ne doit pas excéder 1,5 mm. Lorsque les perforations dépassent 1,5 mm on déplore des pertes de larves qui s'échappent de la claie et qui peuvent atteindre 50 p. 100 dans le cas d'orifices de 2,5 mm. Avec des orifices de 1,5 mm les pertes ne sont que de 1 à 2 p. 100. La densité des œufs mis à éclore se situe entre 12 et 18 œufs embryonnés par cm². Le processus de l'éclosion peut s'étaler sur plusieurs heures et, pour simplifier le travail dans l'écloserie, Huisman (1976) d'après Sorensen *et al.* (1966), a rapporté une technique permettant de synchroniser l'éclosion. Environ 1 l d'œufs sont placés dans un récipient de 8 à 9 l d'eau dont la température de départ est celle de l'eau d'incubation. Le récipient est placé dans une pièce chauffée dans laquelle la température passe à 17°C en 1 à 2 heures. La conjonction de l'élévation de la température et de l'anoxie (la concentration en O₂ dissous passe de 90 à 25 p. 100) stimule l'éclosion et tous les œufs éclosent en 1 à 2 h.

2. La séparation des œufs morts et des larves lors de l'éclosion

Lors de la fin de la période d'embryogenèse et de l'éclosion, une phase délicate consiste à éliminer les œufs non embryonnés qui n'ont pas pu être enlevés pendant l'incubation dans les bouteilles. Cette élimination doit intervenir dès que les œufs sont mis sur claies sinon les saprolégnioses contamineraient très rapidement les œufs sains et les larves. Une technique pratiquée à l'ésociculture de Flavion (Belgique) est résumée dans la figure 2. Dans une claie dite claie principale — dont les perforations sont de 1,5 mm — on place une claie secondaire (perforations 2,5 mm) en surface, la partie supérieure de la claie se trouvant à 1 cm au-dessous du niveau d'eau. Les œufs sont placés sur la claie secondaire. Lors de l'éclosion les larves s'échappent latéralement ou passent au travers des perforations (fig. 2.2). Lorsque 90 p. 100 des œufs sont éclos le mélange d'œufs morts et d'œufs non encore éclos est rassemblé en un tas central qui est remué légèrement toutes les heures ce qui incite les larves à la nage (fig. 2.3). Après 3 ou 4 opérations de ce genre, les œufs sont siphonnés dans un vase dans lequel les coques surnagent, ce qui permet de les éliminer en 3 à 4 lavages successifs (fig. 2.4). Le reste comportant des œufs morts et encore quelques embryons peut être réparti en boîtes de Petri de 10 à 12 cm placées sur la claie accessoire. Les embryons restants vont éclore dans ces boîtes de Petri et les quitteront après légère agitation (fig. 2.6). Un jour après, la claie principale est débarrassée des coques et des quelques œufs morts selon le même procédé en les rassemblant et les siphonnant après y avoir placé des plantes aquatiques sur lesquelles les larves déjà écloses iront se fixer (fig. 2.7). Ce procédé est

rapide et permet de traiter 100 à 150 000 larves en 1 h. Il permet de récupérer 99 p. 100 de larves à partir de pontes qui comptent plus de 50 p. 100 d'œufs morts.

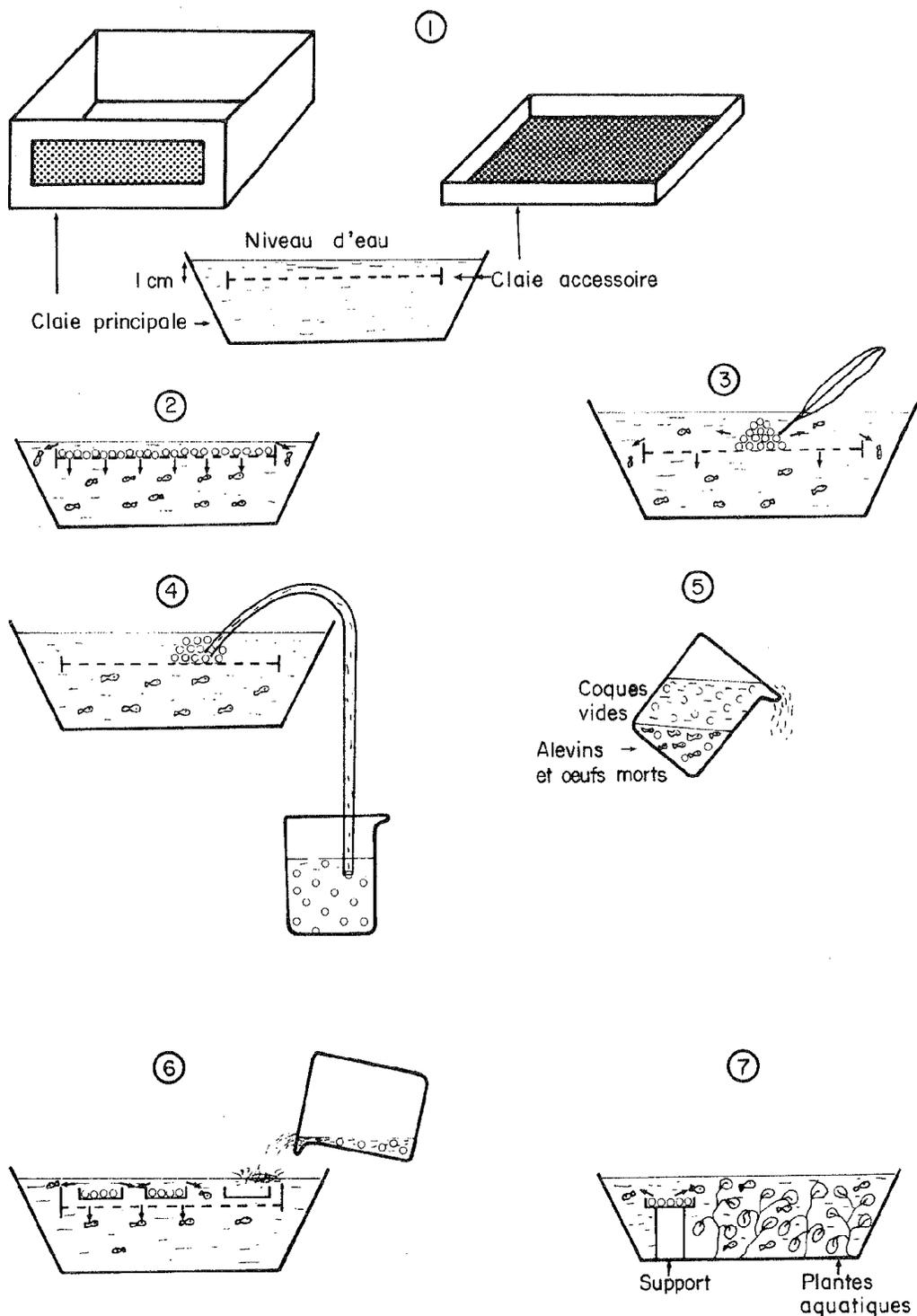


Figure 2. — Méthode pour séparer les larves des œufs morts lors de l'éclosion mise au point par A. Chauveheid.

La résorption vitelline

Après l'éclosion la larve de brochet mesure 8,5 à 9 mm et pèse 10 à 11 mg. A la fin de la résorption, lorsque la larve commence à se nourrir la taille est de 11 à 14 mm. La phase d'adhésion pendant laquelle la larve demeure suspendue en position verticale et attachée à un substrat dure environ 130 degrés-jours, c'est-à-dire au moment où les organes adhésifs ont régressé (Georges, 1964). Ensuite, la larve se détache et nage en surface où elle prend l'air nécessaire au remplissage de sa vessie natatoire. Elle prend alors la position de nage horizontale (ce stade est généralement qualifié d'alevin nageant). La première prise alimentaire intervient à 150-160 degrés-jours et la résorption est entièrement achevée 160 à 180 degrés-jours après l'éclosion.

Une large variété de support peut être utilisée : parois des auges, cloisons, végétaux comme indiqué précédemment. Huisman (1976) préconise des cadres de bois tendus de tissu. Cependant, Hiner (1961) a pu maintenir des larves jusqu'à la nage libre dans des bouteilles démontrant que la phase d'adhésion n'est pas strictement nécessaire.

Les conditions de milieu requises pour l'incubation, l'éclosion et la résorption

1. *Matières en suspension dans l'eau*

L'eau destinée à une éclosion de brochet doit être d'excellente qualité et dépourvue de matières organiques ou minérales en suspension. Dans la nature, des dépôts de matières minérales entraînent des mortalités importantes et une expérimentation a montré qu'un dépôt de 1 mm par jour était associé à une mortalité de 97 p. 100 à l'éclosion (Hassler, 1970). Après éclosion la présence de matières en suspension dans l'eau d'élevage est moins dommageable et la survie des larves est surtout alors dépendante de la température et des disponibilités alimentaires (Hassler, 1970).

2. *La température*

Les exigences thermiques au cours de l'incubation sont relativement strictes. Bien que Lindroth (1946) et Lillelund (1967) aient respectivement signalé que l'embryogenèse peut se dérouler dans une gamme de températures maintenues constantes, allant de 4 à 22°C et 9-15°C, la plupart des auteurs considèrent que l'optimum thermique est de 7-15°C (Huet, 1976 ; Hassler, 1982). Cependant de nombreux praticiens estiment que les meilleurs résultats sont obtenus lorsque la température n'excède pas 10°C. Le travail de Swift (1965) suggère aussi que le taux d'éclosion est plus élevé à 8 qu'à 6 ou 10°C. A une température constante de 5°C les mortalités sont importantes (Cointat et Darley, 1953 ; Hassler, 1970) mais Lillelund (1966) a montré que des œufs incubés à 5,8°C constants peuvent éclore normalement et que des mortalités importantes surviennent le jour suivant

parmi les larves si ces dernières sont maintenues à la même température de 5,8°C. Les larves survivantes ne nagent pas. Au contraire si les larves sont placées immédiatement à une température plus élevée 9-18°C la survie est normale. Ce point est intéressant et demande à être confirmé car il pourrait permettre de retarder l'éclosion afin de disposer de larves à une époque où les disponibilités en plancton sont plus élevées.

Des fluctuations thermiques pendant l'incubation apparaissent défavorables. Des oscillations quotidiennes de température de 15 à 20°C entraînent une réduction du taux d'éclosion de 12 p. 100 (Lillelund, 1967). Des changements brusques de températures — par exemple passage de 10 à 5°C appliqué en 34 h au début de l'embryogenèse — provoquent des mortalités importantes (> 80 p. 100) (Hassler, 1970). Le début du développement apparaît particulièrement sensible aux chocs thermiques. D'une façon générale, les exigences thermiques sont plus strictes au début du développement que plus tard, c'est ainsi que Lillelund (1967) trouve que la température létale supérieure à laquelle la mortalité atteint 50 p. 100 est de 19,8°C au stade 2-4 cellules et 28°C au début du stade œillé.

3. *L'intensité lumineuse*

Ce facteur qui a une importance capitale pour l'incubation des œufs de salmonidés (lesquels doivent être maintenus dans une relative obscurité) ne semble pas essentiel pour les œufs de brochet qui semblent bien supporter la lumière du jour comme le laissent supposer les conditions naturelles d'incubation. Lillelund (1967) montre qu'un tube lumineux, type lumière du jour, de 45 W appliqué à 50 cm des œufs n'a pas d'effet sur le taux d'éclosion et cela à des températures d'incubation de 15, 18, 21 et 24°C.

4. *Oxygène dissous*

La teneur en oxygène dissous doit être comprise entre 7 et 9 mg/l. Les besoins en oxygène augmentent considérablement au cours de l'embryogenèse (X 10 d'après Lindroth, 1946) et restent élevés pendant la résorption. Même si les besoins sont plus faibles en début d'incubation, le débit doit être ralenti pour éviter une agitation trop forte des œufs, de sorte qu'il ne peut pas compenser une faible teneur en oxygène de l'eau. Cette dernière doit toujours rester élevée (\cong 70 p. 100 de saturation) ; au-dessous de ce seuil il faut procéder à une aération, par exemple avec un aérateur d'aquarium placé en amont de la rampe ou à un apport direct d'oxygène. Cependant il faut éviter toute sursaturation, qu'elle soit due à l'oxygène ou à d'autres gaz car l'embryon lui-même est sensible au phénomène des bulles gazeuses, ce qui peut entraîner des mortalités importantes comme Mc Knight (1974) l'a signalé dans le cas du muskellunge.

5. *Tolérance aux polluants*

Peu de travaux ont été consacrés aux effets de polluants sur la survie des œufs et larves de brochet. Adelman et Smith (1970) rapportent que mortalités,

déformations et inhibition de croissance sont observées après 96 h d'exposition à des doses de H₂S supérieures à 0,018 mg/l pour les œufs et 0,006 mg/l pour les larves.

6. Les traitements sanitaires

Au cours de l'incubation les traitements visent surtout à freiner le développement des saprolégnioses. Le traitement au vert malachite est le plus classique ; la dose et la fréquence varient selon la quantité d'œufs morts présents dans les incubateurs — des doses quotidiennes de 5 à 50 mg de vert malachite/l d'eau sont habituellement conseillées : le vert malachite n'étant pas inoffensif pour l'homme et l'environnement (son emploi est interdit aux U.S.A.) d'autres produits peuvent être employés : formol (40 p. 100) 2 ml/l pendant 20 mn 2 fois par semaine (Huet, 1976). Le tannin appliqué après la fécondation pour empêcher le collage a aussi la propriété de prévenir le développement des champignons et des bactéries. La dose conseillée par Woynarovich et Horvath (1981) est de 0,5 à 0,8 g/l d'eau et appliquée pendant 10 à 20 secondes. La figure 3 préconise un mode d'administration du traitement au tannin dans les bouteilles de Zoug.

Pendant la résorption, les larves sont aussi sensibles aux saprolégnioses et aux parasites et bactéries et des traitements préventifs au vert de malachite ou au formol sont conseillés comme pendant l'incubation mais à des doses plus faibles.

Cependant, ces traitements ne sont pas systématiquement nécessaires et dépendent de la qualité de l'eau, de l'hygiène générale de la pisciculture et des techniques d'incubation et d'éclosion mises en œuvre. Par exemple, avec la technique de nettoyage des claies (cf. fig. 2), l'élimination soigneuse des œufs morts et des coques ne laisse pas prise au développement des champignons et les traitements ne sont pas nécessaires. Pour prévenir le développement des rhabdovirus chez l'alevin, Coche et Bianchi (1979) préconisent un traitement des œufs en routine avec des iodophores (wescodyne 3 p. 100 pendant 10 mn) immédiatement après fécondation et après développement embryonnaire à 65 p. 100.

L'écloserie

1. Quelques principes pour la mise en place

Compte tenu des exigences requises lors de l'incubation et l'élevage larvaire, un certain nombre de précautions seront prises lors de l'implantation d'une écloserie. L'idéal pour alimenter une écloserie de brochet est de pouvoir disposer d'une eau de source. Sinon il faut avoir recours à une eau de surface comme de l'eau de lac ou d'étang mais il est nécessaire alors de procéder à une filtration pour éliminer les matières en suspension et d'éventuels parasites, en mettant en place un filtre comme celui par exemple décrit par Gérard et Thiret

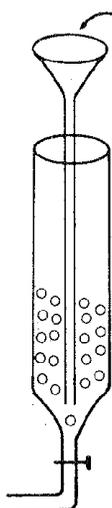


Figure 3. — Administration d'un traitement au tannin dans des bouteilles de Zoug (d'après Woynarovich et Horvath, 1981).

(1974). On peut aussi éliminer la turbidité par décantation ou en utilisant un coagulant étendu à la surface de l'eau à des doses de 10 à 20 mg/l.

Un schéma d'alimentation d'une rampe de bouteilles de Zoug est donnée dans la figure 4. Le débit d'eau à admettre est fonction de la charge en œufs. Dans une bouteille de Zoug de grande capacité (6-8 l) qui contient 100 000 œufs, il faut prévoir une alimentation d'eau qui commence à 1,5 litre/minute et se termine en fin d'incubation à 3 à 4 litres/minute. Dans une bouteille de petite capacité (2,5-3 l) qui contient 50 000 œufs le débit est de 0,5 litre/minute en début d'incubation et se termine en fin d'incubation par 1,5 litre/minute ; pour des quantités plus limitées d'œufs (20 000 à 30 000), le débit passe de 0,3 à 0,6 l/mn. La section du tuyau de raccordement à la bouteille est de 10 à 12 mn pour une grande bouteille et de 8 mn pour une petite. On ne placera jamais un robinet de réglage dans la portion descendante de la tuyauterie desservant les bouteilles. Ce robinet sera placé horizontalement dans la partie basse, à la rigueur dans la branche montante de la tuyauterie qui dessert la bouteille.

Le débit d'eau doit être régulier et il faut éviter que les bulles ne s'accumulent en certains points du système d'alimentation d'eau, en particulier à la base des bouteilles de Zoug (les trous de la crépine devront avoir un diamètre de 2,5 à 3 mm). Il est possible d'en prévenir la formation par l'implantation d'un purgeur situé dans la partie haute de la tuyauterie. Ce purgeur est surmonté d'un tuyau plastique transparent qui permet en outre de vérifier la pression d'eau dans les bouteilles. Cette dernière doit être comprise entre 20 à 30 cm d'eau. Au-dessus de 35 cm, la pression est trop forte, d'où la nécessité d'avoir des robinets très progressifs et de corriger souvent le débit admis. Entre 10 et 20 cm d'eau de pression, les œufs tournent très bien mais avec une consommation d'eau légèrement accrue, puisqu'il faut compenser le manque de pression. La limite inférieure qui ne permet plus la rotation des œufs se situe entre 7 et 8 cm de hauteur d'eau.

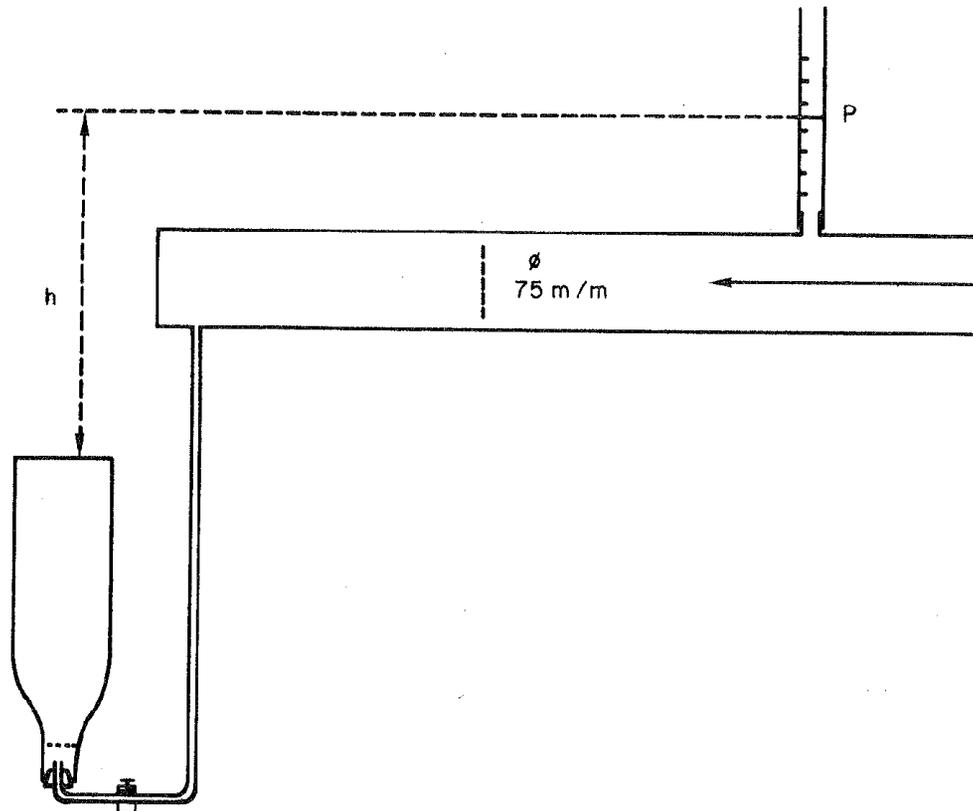


Figure 4. — Dispositif d'alimentation en eau de bouteille de Zoug avec purgeur (p) situé en partie supérieure de la tuyauterie d'admission. Le purgeur est surmonté d'un tuyau transparent qui permet de visualiser la pression d'eau dans les bouteilles (h). Le diamètre de la tuyauterie principale de 75 mm permet d'alimenter une rampe de 6 grandes bouteilles de Zoug ou 15 petites. Ces chiffres s'entendent pour une pression de 20 à 30 cm d'eau.

2. Exemple d'écloserie

Le schéma d'une écloserie permettant la production de 1 million d'alevins à vésicule résorbée de brochet est présenté dans la figure 5. Le bâtiment (dimensions extérieures 10 × 4 m) abrite :

- a) 30 bouteilles de Zoug de petit format réparties sur 2 rampes mobiles placées dans deux auges (B). En fin d'incubation ces deux rampes sont enlevées ce qui permet de placer des larves en résorption dans les auges ainsi libérées.
- b) 8 + 2 auges contenant chacune 4 claies. La superficie de chaque claie est de 1 500 cm² soit 6 m² au total dans l'écloserie, et à raison de 18 embryons au cm², une capacité de plus d'un million d'œufs en fin d'incubation et lors de l'éclosion.

Un certain nombre de structures extérieures peuvent être associées à ce bâtiment. Il faut au moins 100 kg de géniteurs (dont 60 à 70 p. 100 de femelles,

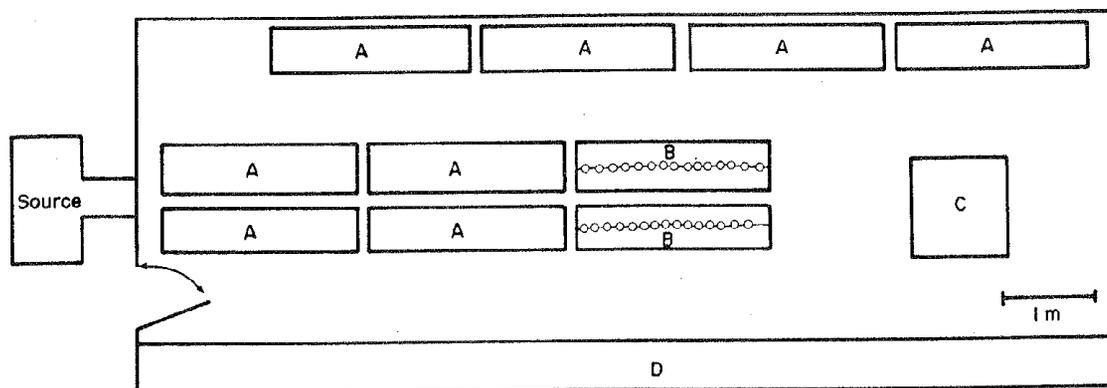


Figure 5. — Schéma d'une écloserie prévue pour l'incubation d'1 million d'œufs et la résorption de la vésicule vitelline. Surface totale 40 m².

A. Auges d'incubation contenant 4 claies de 40 × 40 cm.

B. Rampe de 15 petites bouteilles de Zoug (2,5 l) capacité 20 000 à 60 000 œufs chacune.

C. Table de ponte.

D. Table de travail et rangement.

La source d'eau est soit une eau de puits ou de source ou une eau de surface préalablement filtrée.

compte tenu des possibilités de stimulation de la spermiation ; Billard *et al.*, 1983, ce volume) soit une potentialité en œufs voisine de 2 millions ; 3 étangs de 1 ha sont nécessaires pour élever ces géniteurs et un élevage classes d'âge et sexes séparés peut être pratiqué. D'autres petits étangs sont utiles pour des manipulations du stockage temporaire et éventuellement un prégrossissement : 3 étangs de 20-30 ares, 2 étangs de 10 ares, 1 étang de 5 ares, 4 étangs de 3 ares, 3 bassins de maturation et 2 bassins de stockage en béton.

3. Les écloseries faisant appel à un circuit fermé

Nous avons vu que des paramètres comme la qualité de l'eau, la température, l'oxygène et autres gaz dissous avaient leur importance pendant l'incubation. De là l'idée de mieux contrôler le milieu et de mettre en œuvre un système de thermorégulation avec un circuit fermé. De tels procédés tendent à être utilisés pour l'élevage intensif des Esocidés et dans les écloseries aux U.S.A. (Nickum, 1978 ; Westers, 1978). Terver (1980) a proposé une écloserie piscicole modulaire pluriespèces qui assure la thermorégulation, le recyclage et le traitement des eaux. D'autre part nous faisons appel, au laboratoire de Jouy-en-Josas, à une eau thermorégulée, recyclée et épurée pour l'incubation d'œufs de brochet depuis plusieurs années et qui donne entière satisfaction.

Références bibliographiques

- ADELMAN I.R., SMITH Jr L.L., 1970. Effect of hydrogen sulfide on northern pike eggs and sac fry. *Trans. am. Fish. Soc.*, **3**, 501-509.
- ARRIGNON J., 1970. Aménagement piscicole des eaux intérieures. SEDETEC, SA Eds., Paris.
- BALVAY G., 1983. L'alimentation naturelle des alevins de brochet (*Esox lucius* Linné, 1758) durant leur premier mois de vie. 179-198, in R. Billard, *Le Brochet : gestion dans le milieu naturel et élevage*, INRA Publ., Paris.
- BILLARD R., MARCEL J., DE MONTALEMBERT G., 1983. Stimulation de la spermiation chez le brochet (*Esox lucius*). 109-132, in R. Billard, *Le Brochet : gestion dans le milieu naturel et élevage*, INRA Publ., Paris.
- CHAUDERON L., 1969. Pisciculture en étangs des poissons de repeuplement pour les cours d'eau de la deuxième catégorie. Club Halieutique Interdépartemental Ed.
- COCHE A.G., BIANCHI G., 1979. Present status of mass rearing of fry and fingerlings in the EIFAC region. In Huisman E.A. and Hogendorn H., *EIFAC Tech. Pap.*, **35**, suppl. 1, 7-31.
- COINTAT M., DARLEY R., 1953. Esociculture du Der (Haute-Marne) ; observations sur les campagnes 1951 et 1952. *Bull. fr. Piscic.*, **169**, 153-163.
- GEORGES D., 1964. Evolution morphologique et histologique des organes adhésifs du brochet (*Esox lucius* L.). *Trav. Lab. Hydrobiol. Piscicult. Univ. Grenoble*, **56**, 7-15.
- GERARD J.P., TIRET L., 1974. Dispositif de filtration des eaux pour les laboratoires d'alevinage en pisciculture. *Bull. fr. Piscic.*, **254**, 23-33.
- HASSLER T.J., 1970. Environmental influences on early development and year-class strength of northern pike in lakes Oahe and Sharpe, South Dakota. *Trans. am. Fish. Soc.*, **2**, 369-375.
- HASSLER T.J., 1982. Effect of temperature on survival of northern pike embryos and yolk-sac larvae. *Prog. Fish Cult.*, **44**, 174-178.
- HINER L.E., 1961. Propagation of Northern Pike. *Prog. Fish Cult.*, **90**, 298-302.
- HOLLAND L.E., LIBEY G.S., 1980. Inexpensive egg-hatching jar. *Prog. Fish Cult.*, **42**, 112.
- HUET M., 1970. *Traité de pisciculture*. Vigot Ed., Bruxelles.
- HUET M., 1976. Reproduction, incubation et alevinage du brochet (*Esox lucius* L.). *EIFAC Tech. Pap.*, **25**, 147-163.
- HUISMAN E.A., 1976. Hatchery and nursery operations. *EIFAC, Tech. Pap.*, **25**, 101-110.
- Mc KNIGHT T.C., 1974. Gas bubble phenomenon in muskellunge eggs. Wisconsin Bur. Fish & Wildl. Manage. *Fish Manage Sect. Rep.*, **72**, 7 p.
- KOTLYAREVSKAYA N.V., 1969. The hatching process in the pike (*Esox lucius* L.). *Probl. Ichthyol.*, **9**, 85-94.
- LILLELUND Von K., 1967. Versuche zur Erbrütung der Eier vom Hecht, *Esox lucius* L. in Abhängigkeit von Temperatur und Licht. *Arch. Fischereiwiss.*, **27**, 95-113.
- LINDROTH A., 1946. Zur Biologie der Befruchtung und Entwicklung beim Hecht. *Mitt. Anst. f. Binnenfischerei, Brottningholm.*, **24**, 173 p.
- MORUZZI Ph., 1975. *Le brochet, éléments de biologie ; élevage*. Thèse Doc. Vétérinaire, Ecole Nat. Vét. d'Alfort.
- NICKUM J.G., 1978. Hatchery design for coolwater species. A panel. *Am. Fish. Soc. Spec. Publ.*, **11**, 424-425.
- SCHÄPERCLAUS W., 1962. *Traité de pisciculture en étang*. Vigot Ed., Bruxelles.
- SORENSEN L., BUSS K., BRADFORD A.D., 1966. The artificial propagation of esocid fish in Pennsylvania. *Prog. Fish Cult.*, **28**, 133-141.
- STEFFENS W., 1976. Hechtzucht. *Z. Biennenfischerei DDR*, **23**, 327-343, 360-371.
- SWIFT D.R., 1965. Effect of temperature on mortality and rate of development of the eggs of the pike (*Esox lucius* L.) and the perch (*Perca fluviatilis* L.). *Nature*, **206**, 528.
- TERVER D., 1980. Une écloserie piscicole intégrée. *Bull. fr. Piscic.*, **16**, 31-37.
- WESTERS H., 1978. Biological considerations in hatchery design for coolwater fishes. *Am. Fish Soc., spec. Publ.*, **11**, 246-253.
- WOYNAROVICH E., HORVATH L., 1981. La reproduction artificielle des poissons en eau chaude : manuel de vulgarisation. *FAO Doc. Tech. Pêches*, **201**, 191 p.