

# Performances zootechniques comparées de Rotifères d'eau douce *Brachionus calyciflorus* et de nauplii d'*Artemia* chez les larves de la perche fluviatile *Perca fluviatilis*

E.D. Fiogbé<sup>1\*</sup>, P. Kestemont<sup>2</sup> & J.-C. Micha<sup>2</sup>

Keywords: River perch- *Perca fluviatilis*- Rotifères- *Brachionus calyciflorus*- Nauplii *Artemia*

## Résumé

Pour assurer une meilleure survie des larves de la perche fluviatile *Perca fluviatilis* L. qui sont en général très minuscules, elles ont été soumises à l'éclosion à deux aliments vivants différents: Rotifères d'eau douce *Brachionus calyciflorus* et nauplii d'*Artemia salina*. Pour éviter les mortalités dues aux manipulations des larves, la mise en place a été effectuée à partir d'œufs oeillés prêts à éclore. La mortalité a été significative dans les deux groupes à partir du 7<sup>ème</sup> jour. Toutefois, les larves qui ont reçu des Rotifères dans leur aliment de démarrage ont présenté une population plus homogène comparées à celles qui ont reçu exclusivement de nauplii d'*Artemia*. Le meilleur taux de survie et le meilleur taux de conversion alimentaire sont également obtenus dans le premier groupe. Cette étude a prouvé que toutes les larves de la perche fluviatile ne sont pas capables d'ingérer de nauplii d'*Artemia* à l'éclosion.

## Summary

**Zootechnic Performences Compared between Freshwater Rotifer *Brachionus calyciflorus* and Nauplii *Artemia salina* in River Perch *Perca fluviatilis* L.**

In able to improve survival rate and growth in perch *Perca fluviatilis* larvae which are very small at hatching stage, larvae are submitted two days after hatching to different live food: fresh water Rotifer *Brachionus calyciflorus* and nauplii of *Artemia salina*. Thus, to avoid the big mortality which occurs because of manipulation of larvae, eggs in eye stage were shared in two duplicated groups and feeding of larvae started two days after hatching. Mortality was significant in the two groups from the day 7. However, at the end of the experiment, the group fed Rotifer at the beginning of feeding, exhibited the best homogeneity, the best survival and the best food conversion ratio. So, this experiment has shown clearly that at hatching time, all perch larvae are not able to ingest nauplii *Artemia*. It is necessary to mix their starter food with Rotifer.

## Introduction

L'objectif de cette expérience est de déterminer l'efficacité de deux aliments vivants sur la survie et la croissance des larves de la perche *Perca fluviatilis* L. Des études réalisées précédemment sur l'appétence de certains aliments vivants (2) ont prouvé que les organismes de petites tailles (Rotifères: 100-300 µm, nauplii d'*Artemia*: 400-500 µm) sont plus accessibles aux larves à l'éclosion en attendant que leur bouche ait une ouverture nécessaire pour capter les proies de grande taille (méta-nauplii d'*Artemia*: 800-1500 µm ou copépodes: 1000-2000 µm). Des essais ont donc été effectués à partir d'un apport régulier de deux proies vivantes: les Rotifères d'eau douce (*Brachionus calyciflorus*) et les nauplii d'*Artemia*.

## Matériel et méthodes

### Installations expérimentales

L'expérience a été réalisée dans 4 bacs rectangulaires (2,54 x 0,45 x 0,23 m) de volume utile 170 litres, superposés dans deux circuits parallèles, semi-ouverts, équipés chacun d'un bac de filtration et d'une lampe U.V. Les circuits sont périodiquement approvi-

sionnés en eau de ville, préalablement stockée et aérée dans une cuve de 2000 litres. Le renouvellement de l'eau dans les 4 bacs d'élevage se fait de façon continue, en circuit fermé, à l'aide d'une pompe de refoulement qui draine l'eau décantée et biologiquement filtrée au travers d'un réseau de tuyaux flexibles en amont duquel se trouve une lampe de désinfection à lumière ultraviolette. Le bac de décantation et de filtration est composé d'un mélange de billes d'argex et de graviers calcaires sur lesquels se développent des bactéries nitrifiantes. Il est relié à un système d'ultrafiltration mécanique constitué par du charbon actif et une toile moustiquaire à fines mailles qui retiennent les microparticules.

L'alimentation des larves est assurée par une pompe péristaltique raccordée en amont à 4 bouteilles plastiques dans lesquelles sont versées les solutions de Rotifères ou de nauplii d'*Artemia* et en aval aux bacs d'élevage. La pompe fonctionne sur minuterie. Son débit et sa fréquence de distribution sont programmés en fonction de la ration, de la taille et de la biomasse des larves à nourrir. Les rations de proies vivantes (poids sec) mises en bouteilles était de 30% de bio-

<sup>1</sup> Unité de Recherche sur les Zones Humides, Département de Zoologie et Génétique, Faculté des Sciences et Techniques, Université d'Abomey-Calavi, 01BP 526 Cotonou, Bénin.

<sup>2</sup> Unité de Recherche en Biologie des Organismes, Facultés Universitaires Notre Dame de la Paix, 61 Rue de Bruxelles, 5000 Namur, Belgique.

Reçu le 22.05.01. et accepté pour publication le 01.10.02.



oxygène dissous > 10 mg.l<sup>-1</sup> et respect rigoureux de la formule minérale du milieu de Schlösser), les cultures d'algues atteignaient leurs densités optimales au bout de 4 à 7 jours et les concentrations des Rotifères en cultures étaient multipliées par 5 tous les jours jusqu'à insuffisance des densités algales. La récolte des Rotifères se faisait sur un tamis fin de 63 µm.

### Production de nauplii d'*Artemia*

Les nauplii d'*Artemia* ont été obtenus à partir de l'incubation de cystes secs procurés dans le centre "INVE Aquaculture Belgium". Le matériel d'incubation était composé de 4 cuves coniques en polyéthylène de volume utile 40 l équipés d'une vanne de sortie et d'un tuyau d'amené d'air raccordé à un aérateur. L'incubation se faisait dans de l'eau salée par du chlorure de sodium à la concentration de 25 g.l<sup>-1</sup>, maintenue à température constante de 25 °C, fortement oxygénée et illuminée. La masse de cystes incubés par jour était estimée au tiers du besoin quantitatif en nauplii pour les larves de poisson le jour suivant. L'éclosion avait lieu au bout de 24 heures et les nauplii étaient récoltés sur un tamis de 100 µm. Quinze minutes environ avant la récolte, les cystes non éclos déposés au fond de la cuve étaient évacués par un jeu rapide d'ouverture et de fermeture de la vanne de sortie, on arrêta ensuite l'aération et on déplaçait la lampe vers le bas, en vue d'attirer les nauplii phototactiles vers le fond de la cuve pour les récolter.

### Origine des larves

Les larves étaient issues d'oeufs pondus en captivité par des géniteurs pêchés dans le milieu naturel quelques jours avant la saison de reproduction et alimentés avec des ablettes. Les oeufs ont été d'abord incubés dans une eau de même température (10 °C) que celle de stockage des géniteurs, où ils ont évolué jusqu'au stade yeux (1 à 2 jours avant éclosion). A ce stade, les oeufs ont été répartis au hasard, par pesée et comptage dans les bacs d'élevage à la densité de 10 000 oeufs par bac (soit 60 oeufs.l<sup>-1</sup>). Cette procédure nous a permis d'éviter les fortes mortalités qu'engendre la manipulation des larves de la perche fluviatile après éclosion.

### Protocole expérimental

Les larves ont été soumises à deux régimes alimentaires différents: 50% de Rotifères + 50% nauplii d'*Artemia* pendant 5 jours suivi de 100% nauplii d'*Artemia* pendant 9 jours d'une part, et 100% nauplii d'*Artemia* exclusivement pendant 14 jours d'autre part. Les traitements alimentaires étaient dupliqués avec une ration identique fixée en excès à 30% de la biomasse totale de manière à éviter toute interférence entre la qualité et la quantité d'aliments servis. Un contrôle de croissance des larves était effectué tous les deux jours par prélèvement au hasard et pesée de 10 larves par bac. En fin d'élevage (15<sup>ème</sup> jour), un comptage systématique de toutes les larves a été effectué en vue d'évaluer l'effet des traitements sur la survie des larves. Les poids vifs initiaux et finaux ont été estimés à partir de 20 larves prélevées au hasard par bac, soit 40 larves par régime, conformément à Fiogbé *et al.* (5). Les larves ont été pesées individuel-

lement en les faisant passer rapidement sur du papier torchon pour éliminer le poids d'eau corporelle. Les différents paramètres de croissance ont été calculés de la façon suivante:

- SGR=  $100 (\ln P_2 - \ln P_1) \cdot \Delta t^{-1}$

SGR= taux de croissance spécifique (%.j<sup>-1</sup>)

$\ln P_1$ = logarithme népérien du poids initial

$\ln P_2$ = logarithme népérien du poids final

$P_1$  et  $P_2$ = poids moyens initial et final des poissons (mg)

- TC:  $PA (Bm_2 - Bm_1)^{-1}$

TC= taux de conversion alimentaire

$Bm_1$  et  $Bm_2$ = biomasses initiale et finale de poissons par bassin (mg)

PA= poids sec d'aliment distribué par bassin (mg).

### Résultats

Une observation visuelle du tube digestif transparent des larves a montré qu'environ 30% des larves élevées avec le régime à 100% *Artemia* se sont alimentées le premier jour (2 jours après éclosion) contre plus de 50% dans les groupes soumis au régime Rotifères + *Artemia*. Au sixième jour d'alimentation, toutes les larves étaient déjà sous régime 100% *Artemia* et l'observation a montré que les larves des lots qui ont reçu préalablement un mélange de Rotifères et de nauplii d'*Artemia* sont plus homogènes (3-6 mg) et ont toutes le tube digestif rempli, alors que plus de 5% des groupes sous 100% *Artemia* ne se sont pas encore alimentées et sont immobiles au fond des bacs. Ces larves immobiles qui ont certainement atteint leur point de non retour ont disparu par la suite. A cette même période (Figure 1), une hétérogénéité de tailles se faisait sentir dans ce dernier lot (0,8-6,6 mg). Ces observations préliminaires ont été confirmées au terme des 14 jours d'alimentation des larves des 2 différents groupes. Ainsi, le tableau 2 montre un taux de survie et une biomasse significativement éle-

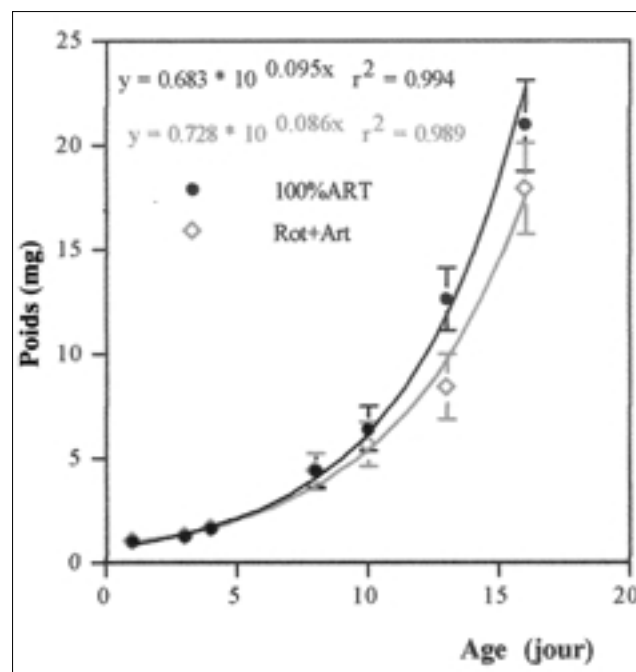


Figure 1: Croissances comparées des larves de perche fluviatile élevées avec 100% *Artemia* et Rotifères + *Artemia*.

vés ( $p < 0,01$ ) pour les larves nourries avec Rotifères + *Artemia*. Nous n'avons toutefois pas pu montrer qu'il existe une différence significative pour le poids vif et le taux de croissance spécifique moyens entre les deux régimes testés ( $p > 0,05$ ). Cependant, la comparaison des variations de poids des larves des deux populations, par le test de  $\chi^2$  a montré une différence hautement significative ( $p < 0,001$ ). Les deux régimes présentent de faibles taux de conversion alimentaire (0,43 pour 100% *Artemia* et 0,36 pour Rotifères + *Artemia*), indiquant qu'ils ont été bien utilisés par les larves. Des relations de type exponentiel ont été utilisées pour modéliser la croissance des larves de perche sous ces deux régimes d'aliments vivants (Figure 1) avec des coefficients de corrélations de 0,997 pour le régime 100% *Artemia* et 0,994 pour le régime Rotifères + nauplii d'*Artemia*.

## Discussion et conclusions

La forte densité de mise en charge des larves (60 ind.l<sup>-1</sup>) lors de la présente étude et leur remarquable sensibilité aux manipulations observée précédemment ne nous ont pas permis de dénombrer rigoureusement chaque jour la mortalité. Nous avons toutefois constaté une plus forte mortalité dans tous les groupes en général à partir du septième jour après éclosion jusqu'à la fin de l'expérience (seizième jour après éclosion). Une observation similaire a été faite récemment par Wang et Eckmann (17) qui ont su localiser cette forte mortalité entre le septième et le neuvième jour à 20 °C chez la même espèce. Ces auteurs ont qualifié cette période de critique, pendant laquelle, la survie et même la croissance des larves de perche fluviale sont affectées. Les courbes représentées à la figure 1 correspondantes aux effets des différents régimes sur la croissance sont en parfaite adéquation avec cette hypothèse. Remarquons que jusqu'au septième jour, la croissance est restée faible et indépendante du régime. L'effet du régime ne devient apparent qu'au-delà de neuf jours après éclosion. Wang et Eckmann (17) ont attribué cette mortalité au jeûne car, jusqu'à cette date, ils ont observé qu'il y avait 20 à 30% de

larves qui ne s'alimentaient pas encore malgré l'abondance des Rotifères. Dans la présente étude, toutes les larves du régime (Rotifères + *Artemia*) ingéraient l'aliment et c'est à peine 5% des larves soumises au régime 100% *Artemia* qui ne s'alimentaient pas encore à cette période, mais pourtant la période critique est restée identique à celle rapportée par Wang et Eckmann (17). Des études réalisées dans le milieu naturel ont tendance à démontrer que cette période critique de forte mortalité des larves de la perche fluviale correspond à une pénurie de proies vivantes (4, 9) ou à une fluctuation de la température (8). Cette hypothèse est à exclure de la présente étude, car la température de l'eau d'élevage a été fixée à 23 °C, optimum recommandée pour la perche. Aussi, les aliments vivants (Rotifères et nauplii d'*Artemia*) à haute valeur nutritive pour les larves de poissons étaient apportés en abondance. Ribi (12) a observé dans des expériences similaires que ce sont les larves de perche qui n'ont pas leur vessie natatoire remplie d'air qui font l'objet de cette mortalité. Son hypothèse est aussi à exclure ici, puisque le nombre de larves immobiles dans les bacs d'élevage semblait bien négligeable comparé à la mortalité journalière observée pendant notre expérience. Par ailleurs, les larves immobiles étaient toutes très maigres (homogènes) et certaines survivaient encore au début des fortes mortalités. Ces constatations font penser que la période critique des larves de perche correspondrait à leur étape de métamorphose et serait sous la dépendance de certains facteurs endogènes. Cette forte mortalité peut probablement être l'effet direct ou indirect de carences nutritionnelles. En effet, la période de métamorphose exige des besoins élevés en nutriments, notamment en nutriments constructeurs et énergétiques tels que les acides aminés et les acides gras essentiels. Il est par exemple bien établi que des carences alimentaires en lysine (9, 16) ou en acide gras linoléique (14, 15, 18) se manifestent par une mortalité massive dans les populations de poissons. Aussi, la carence en acides gras essentiels se traduit par la baisse du pouvoir immunitaire des larves de

**Tableau 2**  
**Performances de croissance des larves de perche fluviale nourries avec 100% *Artemia* et Rotifères + *Artemia***

Paramètres de croissance	100% <i>Artemia</i>		Rotifères + <i>Artemia</i>	
	Bac1	Bac2	Bac3	Bac4
Nombre initial	10000	10000	10000	10000
Nombre final	4376	2480	3800	6238
Survie	43.76	24.8	38	62.38
Poids initial (mg)	1.17	1.12	1.17	1.12
Poids final (mg)	17.8	24	18.3	17.4
Biomasse initiale (mg)	11700	11200	11700	11200
Biomasse finale (mg)	77892.8	59520	69540	108541.2
Aliment distribué (mg)	26477.12	22227.2	26028	27255.54
Taux de conversion	0.4	0.46	0.45	0.28
SGR (% jour <sup>-1</sup> )	19.44	21.89	19.64	19.59

Poids sec d'un Rotifère= 0,00021 mg, poids sec *Artemia* estimé à 1/16 poids frais.



poisson et les expose aux maladies diverses, surtout celles d'origine bactérienne (11). On pourrait aussi imaginer, qu'en raison de leurs besoins élevés en nutriments pendant la période de métamorphose, à cause d'une vitesse de synthèse des tissus plus élevée (6), les larves ont consommé plus de proies; et cette surconsommation instantanée a nécessité brusquement une demande en oxygène, supérieure à la concentration disponible dans l'eau d'élevage, entraînant de ce fait, une mortalité élevée. Lorsqu'on observe les résultats de Wang et Eckmann (17), il apparaît clairement de fortes mortalités (83,8 et 100%) et de faible croissance (0 et 6,8 mm) à 15 et 20 °C pour la plus forte densité de Rotifères (12 000 Rotifères.l<sup>-1</sup>) comparées à celles obtenues à 6000 Rotifères.l<sup>-1</sup> (89,2 et 58,3% pour les mortalités, 0 et 7,8 mm pour les croissances) pour les mêmes températures. La quantité de Rotifères seule apportée par jour au cours de cette expérience était de 6 000 000 pour 2 x 160 litres d'eau (soit 18 750 Rotifères.l<sup>-1</sup>), ce qui apparaît déjà (les *Artemia* non comprises) supérieure à la ration maximale critique de Wang et Eckmann (17).

Cependant, les taux de conversion alimentaire (TC) obtenus dans notre étude (0,36-0,43) montrent que les aliments ont été très bien utilisés, suggérant ainsi que les causes de la forte mortalité temporaire seraient probablement d'origine exogène (parasites ou facteurs physiques et chimiques). Ces valeurs de TC calculées ici sont nettement meilleures comparées à celles rapportées (0,80) par Awaïss *et al.* (2) sous un régime de 7 000 Rotifères.l<sup>-1</sup> d'eau par jour pendant 10 jours à 25 °C à des larves de perche fluviatile. Le cannibalisme très poussé chez cette espèce (7)

pourrait expliquer également les taux de conversion alimentaire significativement bas obtenus dans la présente étude.

Le taux de croissance spécifique (19,3%.j<sup>-1</sup>) obtenu par ces auteurs est très similaire à ceux obtenus dans la présente étude (19,6-20,7%.j<sup>-1</sup>), mais la survie de leurs larves (83,5%) est nettement meilleure à celles observées dans la présente étude (34,3-50,2%). Le taux de survie particulièrement élevé observé par Awaïss *et al.* (2) serait dû au fait que leur expérience soit arrêtée au début de la période critique des larves, ou probablement parce que la densité des proies était au niveau optimum requis. En effet, la meilleure densité de proies recommandée par Wang et Eckmann (17) est de 6 000 Rotifères par litre à 20 °C.

En conclusion, cette expérience a montré que l'apport de Rotifères améliore considérablement la survie et réduit de façon significative l'hétérogénéité des classes de tailles communément observées dans les populations de perche fluviatile. Beaucoup d'efforts restent cependant à faire pour clarifier les causes de la forte mortalité qui survient chez cette espèce au début de la deuxième semaine de vie.

## Remerciements

Nous remercions le Ministère de la Région Wallonne pour le financement du projet de pisciculture des Percidés dans lequel la présente étude a été réalisée, ainsi que l'Administration Générale de la Coopération au Développement (AGCD) qui avait accordé une bourse de doctorat à E.D. Fiogbé.

## Références bibliographiques

1. Awaïss A., 1991, Eco-physiologie, production en masse et potentialités en larviculture du rotifère d'eau douce *Brachionus calyciflorus* Pallas. *Tropicultura* 9, 4 pp.173.
2. Awaïss A., Kestemont K. & Micha J.-C., 1992, Nutritional suitability of the Rotifer *Brachionus calyciflorus* Pallas for rearing freshwater fish larvae. *J. Appl. Ichthyol.*, 8, 263-270.
3. Awaïss A., Kestemont P. & Micha J.-C. 1992, An investigation into the mass production of the freshwater Rotifer *Brachionus calyciflorus* Pallas. An eco-physiological approach to nutrition. *Aquaculture* 105, 325-336.
4. Craig J.F., 1987, The biology of the perch and related fish. Ed. Timber Press: 333 p.
5. Fiogbé E., Kestemont K., Micha J.-C. & Mélard C., 1995, Comparative growth of *Perca fluviatilis* larvae fed with enriched and standard *Artemia metanauplii* and dry food. In: LARVI'95, Fish & Shellfish Larviculture Symposium. P. Lavens, E. Jasper and I. Roelants (Eds), European Aquaculture Society, Special Publication N° 24 Gent, Belgium, pp. 166-169.
6. Houlihan D.F., 1991, Protein turnover in ectotherms and its relationships to energetics. *Advances in comparative and environmental physiology* vol. 7. R. Gilles (ed.) pp; 1-43.
7. Kestemont K., Mélard C., Fiogbé E., Vlavonou R. & Masson G., 1996, Nutritional and animal husbandry aspects of rearing early life stages of Eurasian perch *Perca fluviatilis*. *J. Appl. Ichthyol.* 12, 3-4, 157-166.
8. Klipling C., 1976, Year-class strengths of perch and pike in Windermere. *Rep. Freshwat. Biol. Assoc.* 44: 68-75.
9. Mazid M.A., Tanaka Y., Katayama T., Simpson K.L. & Chichester C.O., 1978, Metabolism of amino acids in aquatic animals. III. Indispensable amino acids for *Tilapia zilli*. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 44, 739-742.
10. Menshutkin V.V., Zhakov L.A. & Umnov A.A., 1968, A model method examination of causes of death among young perch. *Prob. Ichthyol. Am. Fish. Soc.* 8, 704-712.
11. Peck M.D., 1994, Interactions of lipids with function II: Experimental and clinical studies of lipids and immunity. *J. Nutr. Biochem.*, Vol. 5, november 1994, pp. 514-520.
12. Ribi G., 1992, Perch larvae (*Perca fluviatilis* L.) survive better in dilute sea water. *Aquat. Sci.* 54, 85-90.
13. Schloesser U.G., 1982, Sammlung von Algen Kulturen. *Ber. Deutsch. Bot. Ges.* 95, 181-276.
14. Takeuchi T., Arai S., Watanabe T. & Shimma Y., 1990, Requirement of juvenile red seabream (*Pagrus major*) for eicosapentaenoic and docosahexaenoic acids. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 56, 1263-1269.
15. Takeuchi T., Arai S., Watanabe T. & Shimma Y., 1991, Essential fatty acids of grass carp *Ctenopharyngodon idella*. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 57, 467-473.
16. Walton M.J., Cowey C.B. & Adron J.W., 1984, The effect of dietary lysine levels on growth and metabolism of rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *Brit. J.Nutr.* 52, 115-122.
17. Wang N. & Eckmann R., 1994, Effects of temperature and food density on egg development, larval survival and growth of perch (*Perca fluviatilis* L.). *Aquaculture*, 122, pp. 323-333.
18. Watanabe T., Takeuchi T., Matsui M., Ogino C. & Kawabata T., 1989, Comparison between eicosapentaenoic and docosahexaenoic acids in terms of essential fatty acid efficiency in juvenile striped jack *Pseudocaranx dentex*. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 55, 1977-1982.

E.D. Fiogbé, Béninois, Docteur en Sciences, Maître-Assistant à l'Université Nationale du Bénin.

P. Kestemont, Belge, Professeur, Facultés Universitaires Notre Dame de la Paix Namur, Belgique.

J.-C. Micha, Belge, Professeur, Facultés Universitaires Notre Dame de la Paix Namur, Belgique.