Received : 25 February 1996

EMBRYOLOGIE, ASPECT EXTÉRIEUR DU DÉVELOPPEMENT LARVAIRE ET MATURITÉ SEXUELLE DU POISSON-CHAT AFRICAIN *HETEROBRANCHUS ISOPTERUS* (SILUROIDEI, CLARIIDAE)

SEBASTINO K. DA COSTA ('), GERMAIN GOURÈNE (2) ET GUY G. TEUGELS (3)

 (¹) Institut des Savanes, BP 633 Bouaké 01, Côte d'Ivoire
(²) Université Nationale de Côte d'Ivoire, Faculté des Sciences et Techniques, Laboratoire d'Hydrobiologie, 22 BP 582 Abidjan, Côte d'Ivoire
(³) Musée Royal de l'Afrique Centrale, Laboratoire d'Ichtyologie, B-3080 Tervuren, Belgique (adresse de correspondance)

Résumé. Une description chronologique du développement embryonnaire et de l'aspect extérieur du développement larvaire du poisson-chat africain *Heterobranchus isopterus* (Clariidae) est proposée jusqu'à l'âge de 23 jours. Le développement ontogénique de cette espèce est comparable à celui d'*H. longifilis. Heterobranchus isopterus* semble cependant se distinguer par une vitesse de croissance embryonnaire et larvaire beaucoup moins rapide et par l'absence de pastille adhésive sur le sac vitellin chez la larve post-éclosion. A l'âge de 6 jours, on observe un cannibalisme intraspécifique chez les larves. Celles-ci passent au stade juvénile après 23 jours de développement à 26°C.

La maturité sexuelle et la tolérance des œufs à la température chez *H. isopterus* ont également été étudiées. Il ressort de l'étude relative à la mesure des diamètres ovocytaires et à l'influence de la température d'incubation que les alevins peuvent pratiquement être obtenus toute l'année. Les meilleurs taux d'éclosion et de larves normales sont obtenus entre 24° C et 26° C.

Mots clés : Clariidae, Heterobranchus isopterus, ontogenèse, incubation, température, éclosion, reproduction, pisciculture.

Embryonic and external larval development and sexual maturity of the African catfish *Heterobranchus isopterus* (Siluroidei, Clariidae)

Abstract. The embryonic and external larval development of the African catfish *Heterobranchus isopterus* (Clariidae) has been described chronologically up to 23 days of age. The ontogeny of this species is similar to that of *H. longifilis*. However, the growth rate of embryonic and larval development in *H. isopterus* is slower. Also the adhesive pastille on the yolk sac of the post-hatching larvae is absent. At the age of 6 days, cannibalism was noted. The juvenile period starts after 23 days at 26° C.

Sexual maturity and the effect of temperature on the eggs have also been studied in *H. isopterus*. The study of oocyte diameter and influence of temperature on embryonic development enabled to conclude that the species can be reproduced throughout the year. The optimal hatching rate and the highest ratio of normal larvae are obtained between 24° C and 26° C.

Key words : Clariidae, Heterobranchus isopterus, ontogeny, incubation, temperature, hatching, reproduction, fishculture.

S. K. DA COSTA, G. GOURÈNE ET G. G. TEUGELS

INTRODUCTION

De nombreux travaux ont mis en évidence l'intérêt de l'élevage des poissons-chats africains (MICHA, 1973; DE KIMPE & MICHA, 1974; HOGENDOORN, 1979; KARANGWA, 1982; LEGENDRE, 1983). Plusieurs espèces, notamment *Clarias gariepinus* (BURCHELL, 1822), *Heterobranchus longifilis* Valenciennes, 1840, etc..., ont montré une croissance rapide et une remarquable résistance aux conditions d'élevage.

Ces dernières années une autre espèce, *Heterobranchus isopterus* Bleeker, 1863, a été introduite en élevage dans la région Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire. Elle représente un potentiel nouveau pour la pisciculture en raison de sa bonne croissance, entre 1 et 3,8 g/j (OSWALD, 1991 rapport non publié). Par ailleurs, *H. isopterus* semble adapté à la polyculture avec le tilapia *Oreochromis niloticus* (LINNAEUS, 1758). En effet, contrairement à *H. longifilis* qui exerce une prédation sur les poissons de taille marchande sans contrôler spécifiquement l'apparition des alevins, *H. isopterus* n'entraîne aucune modification du système d'élevage pratiqué (OSWALD, 1991 rapport non publié). Selon cet auteur, cette espèce sera d'autant plus intéressante quand sa reproduction sera maîtrisée, permettant ainsi d'associer en élevage des individus jeunes avec de bonnes performances de croissance.

Le développement de l'élevage d'*H. isopterus* suppose donc une amélioration des conditions d'élevage. A cet effet, la connaissance de l'ontogenèse et de l'éthologie de cette espèce est essentielle pour le contrôle de certains des facteurs limitants indiqués ci-dessus. Une meilleure connaissance des périodes de vie embryonnaire et larvaire contribuerait à la mise au point de systèmes et techniques d'alevinage adéquats, susceptibles d'améliorer le taux de survie larvaire.

La température a une influence considérable sur le développement, la croissance, le métabolisme et la reproduction. Cependant, l'effet de la température est fréquemment masqué par les facteurs environnementaux tels que l'oxygénation de l'eau, la lumière et les conditions d'alimentation (HERZIG & WINKLER, 1986). Ces mêmes auteurs indiquent que l'incubation, le développement larvaire, juvénile et adulte requièrent différentes conditions de température. Le développement des œufs de chaque espèce tolère un certain intervalle de temps dans des limites de température entre lesquelles éclosent des larves viables (BRAUM, 1978). Par ailleurs, la température semble être le facteur le plus important agissant sur le temps d'incubation (BALON, 1975).

Dans cette étude nous présentons d'abord une description exhaustive du développement ontogénique d'*H. isopterus.* Celle-ci est suivie de l'étude sur la variation du moment de la maturité sexuelle en fonction de la température et des limites de la tolérance des œufs à la température chez la même espèce.

MATÉRIEL ET MÉTHODES

La présente étude a été réalisée de novembre 1993 à avril 1994 à la station piscicole de l'IDESSA à Bouaké, dans la zone centre de la Côte d'Ivoire.

Vingt spécimens d'*H. isopterus*, fournis à la station par le Projet Centre-Ouest de Développement de la Pisciculture en 1991 et provenant du milieu naturel ont été utilisés comme géniteurs. Ils ont été stockés dans un étang de 50 m² et nourris avec l'aliment ternaire 3A (70% de farine basse de riz, 20% de tourteau de coton et 10% de farine de poisson) contenant 26% de protéines). Une ration de 7 g/ind a été distribuée quotidiennement.

Pour la reproduction artificielle, les géniteurs ont été pêchés le matin à 8 heures. Les mâles présentant un bon embonpoint avec une papille génitale bien vascularisée ont été directement stockés en bacs de 2 m³. Les femelles au ventre mou et renflé, sans blessures corporelles ont été choisies pour les biopsies. Un prélèvement d'ovocytes intraovariens a été réalisé à l'aide d'une canule de 2 mm de diamètre intérieur et 3 mm de diamètre extérieur. Les diamètres ovocytaires ont été mesurés avec une loupe binoculaire Nachet NS 30 5033710 munie d'un micromètre.

Dix femelles présentant un diamètre ovocytaire supérieur ou égal à 1,2 mm ont été sélectionnées. Leur poids variait de 450 à 700 g. La maturation ovocytaire et l'ovulation ont été induites par la Gonadotrophine Chorionique Humaine (HCG) à la dose optimale de 500 UI/kg de poids vif (ZAMPALIGRE, 1991). Faute de HCG, deux femelles sélectionnées en fin d'étude (avril) ont été induites avec des extraits hypophysaires de carpe, à raison de 4 mg/kg de poids vif.

Les femelles traitées et les mâles sélectionnés ont été maintenus séparément dans les bacs de stockage de 2 m³ à la température de 24-25°C. Après 20 à 22 heures en bassin de stockage, les ovules ont été récoltés par massage abdominal et conservés dans un récipient pour la reproduction artificielle. Le mâle a été sacrifié et disséqué. Les testicules ont été dilacérés et la laitance a été répandue sur les ovules. Le tout a été mélangé pendant 2 à 3 min à l'aide d'une plume de volaille. Ensuite, de l'eau distillée y a été ajouté pour activer les spermatozoïdes et on a continué de mélanger pendant 2 à 3 min. Enfin, les œufs ont été rincés à l'eau distillée. Les œufs ainsi fécondés ont été immédiatement utilisés pour les études envisagées.

Développement embryonnaire et aspect extérieur du développement larvaire

Le développement embryonnaire d'*H. isopterus* a été suivi sur des lots d'une centaine d'œufs provenant de deux femelles. Chaque observation a porté sur les œufs d'une seule femelle. Ceux-ci ont été répartis dans deux boîtes de Pétri, dans 50-60 ml d'eau distillée maintenue entre 24,6 et 26,5°C.

Depuis l'éclosion (J0) jusqu'à l'âge de 23 jours (J23), les larves d'*H. isopterus* ont été élevées avec une densité de 500 pour un bac de 20 l en eau douce non recyclée à une température moyenne de 26,7°C. A partir de l'âge de 2 jours (J2), les larves ont été nourries deux fois par jour avec une solution concentrée de zooplancton vivant prélevé en étang. Au bout de deux semaines, le zooplancton a été remplacé par un aliment commercial, «Trouvit», titrant 45% de protéines.

Les observations ont été faites à l'aide d'une loupe binoculaire Nachet NS 30 5033710 munie d'un micromètre. Le développement des œufs a été observé en continu avec une fréquence d'observation de 10 à 15 min, et celui des larves avec une fréquence de 1 à 2 heures. Après la résorption du sac vitellin, l'observation des larves a été quotidienne.

Maturité sexuelle et influence de la température

Immédiatement après la fécondation artificielle, des lots d'œufs ont été incubés à 22, 24, 26, 28 et 30°C. La gamme de température testée correspond à un degré près (21 et 29°C) aux extrêmes enregistrés saisonnièrement dans les étangs de la station piscicole (YTÉ, 1992).

Pour chaque température, 3 lots d'œufs provenant d'une femelle ont été répartis dans des boîtes de Pétri contenant 50-60 ml d'eau distillée, et incubés simultanément. Les 3 lots se répartissent comme suit: 1 lot témoin composé d'ovules non fécondés et 2 lots composés d'œufs fécondés. Chaque lot comprend 250 à 700 ovules ou œufs. Les boîtes de Pétri ont été placées dans des aquariums de 10 l à la surface de l'eau, amenée préalablement aux différences températures expérimentales à l'aide de résistances thermostatées. Les parois et le couvercle des aquariums ont été recouverts avec une bâche noire. L'incubation a été faite en eau stagnante à l'obscurité.

Dans chaque lot, y compris le lot témoin d'ovules non fécondés, le nombre d'œufs morts a été compté toutes les 1 à 2 heures. L'extraction des œufs morts a été faite avec une seringue de 1 ml. Les larves écloses ont été comptées toutes les heures dès les premières éclosions. A la fin de l'éclosion, les larves normales, anormales ou déformées et mortes ont été dénombrées.

Dans la recherche de l'intervalle thermique létal pour le développement des œufs d'*H. isopterus*, 3 à 6 lots d'œufs, comprenant 1 à 2 témoins, ont été incubés à 20, 21, 32, 34 et 36°C. L'incubation à 34 et 36°C a été faite dans un bain marie de type Polytest 20/86507. Une série d'aquariums équipés de résistances thermostatées a servi pour les tests à 32, 34 et 36°C. Les tests à 20°C ont été effectués dans une auge placée dans la chambre thermostatée munie d'un système réfrigérant ($t_{min} = 14^{\circ}$ C). Pour chaque température, on a dénombré toutes les heures, les œufs morts dans le lot témoin d'ovules non fécondés et dans les lots d'œufs fécondés.

Le test de Fisher (SCHERRER, 1984) a été utilisé pour comparer les moyennes mensuelles des diamètres ovocytaires durant la période d'étude. La valeur critique de fa correspond au seuil de signification de 5 %.

RÉSULTATS

Développement embryonnaire et aspect extérieur du développement larvaire

De la fécondation à la résorption vitelline

Etape I: Formation du blastodisque

Stade 1. Les ovules prélevées sur les femelles par massage abdominal et conservées dans une boîte de Pétri, mesurent entre 1,4 et 1,9 mm de diamètre. Ils ont une couleur vertolive. Après la fécondation, les ovules conservent leur coloration. Le disque adhésif est réduit. A la périphérie de l'œuf, se distingue une capsule (croissant) brun-rougeâtre à la partie supérieure. L'œuf a une forme sphérique, mais aplatie latéralement (Fig. 1a). DÉVELOPPEMENT D'HETEROBRANCHUS ISOPTERUS



Fig. 1. – Illustration de différents stades du développement embryonnaire d'*Heterobranchus isopterus.* — a. après la fécondation – b. 1 à 2 min après le début de l'incubation – c. 3 à 5 min après l'incubation – d. stade deux cellules (37 min) – e. stade quatre cellules (62 min) – f. stade huit cellules (73 min) – g. stade 16 cellules (79 min) – h. morula (5 h 14 min) – i. blastule (6 h 52) – j-k. gastrulation (8 h 07 min) – 1. fermeture du blastopore (9 h 47 min) – m. début différenciation des plastes embryonnaires (10 h 28 min) – n-o. formation des premiers somites (11 h 30 min - 11 h 40 min) – p. stade des premiers mouvements (19 h 39 min).

Stade 2. 1 à 2 min après le début de l'incubation, l'œuf s'hydrate et la membrane vitelline se détache du chorion: il se forme un espace périvitellin de 0,125 mm. Le disque adhésif de l'œuf se gonfle et présente en son centre une dépression en forme d'entonnoir, laquelle est située à l'aplomb du micropyle et du pôle animal comme observé chez *Heterobranchus longifilis* par LEGENDRE & TEUGELS (1991). Le disque adhésif permet à l'œuf de se fixer sur divers supports. Un remaniement du cytoplasme s'observe; tout le matériel cytoplasmique se condense au pôle animal. L'œuf mesure entre 1,6 et 1,8 mm (Fig. 1b).

Stade 3. Age 3 à 5 min: l'espace périvitellin est formé. L'œuf individualisé du chorion effectue une rotation d'environ 60 à 90°. 14 min après la fécondation, on observe la formation du blastodisque ou blastoderme. L'œuf mesure 1,7 mm en moyenne. Il ne présente pas de pigmentation et est coloré en rouge-brun (Fig. 1c).

Etape II: Segmentation du blastodisque et formation du blastule

Stade 4. Age 37 min. Le premier clivage du blastodisque entraîne la formation de 2 blastomères. L'œuf mesure entre 1,7 et 1,8 mm (Fig. 1d),

Stade 5. Age 1 h 02 min. On observe la formation de 4 blastomères. L'œuf mesure entre 1,7 et 1,8 mm. L'espace périvitellin est égal à 0,1 mm (Fig. 1e).

Stade 6. Age 1 h 13 min. On observe la formation de 8 blastomères. La taille de l'œuf varie de 1,6 à 1,7 mm (Fig. 1f).

Stade 7. Age 1 h 19 min. La formation de 16 blastomères a lieu. L'œuf mesure entre 1,6 et 1,9 mm (Fig. 1g).

Stade 8. Age 5 h 14 min. La formation de la morule est observée. L'œuf mesure entre 1,5 et 1,8 mm. La morule est multiforme, mais se présente généralement sous la forme d'une grappe; on observe des œufs avec 2 à 3 petites grappes reliées les unes aux autres, ou encore des grappes en «C» (Fig. 1h).

Stade 9. Age 6 h 52 min. La formation de la blastula est observée. L'œuf mesure entre 1,6 et 1,8 mm (Fig. 1i).

Etape III: Gastrulation

Stade 10-11. Age 8 h 07 min. On observe l'étirement du blastoderme et le recouvrement du sac vitellin; Les cellules embryonnaires progressent vers le pôle végétatif par les extrémités du blastoderme. Le corps de l'embryon recouvre deux tiers (2/3) de la masse vitelline en fin de stade (Fig. 1j-k). L'œuf mesure entre 1,6 et 1,7 mm. La partie recouverte du sac vitellin présente une coloration légèrement brun rougeâtre.

Stade 12. Age de 9 h 47 min. On note la fermeture du blastopore. Les deux extrémités du blastoderme ont atteint le pôle végétatif. Le corps de l'embryon coloré en rouge-brun s'épaissit. L'ébauche céphalique apparaît. L'œuf mesure entre 1,6 et 1,7 mm (Fig. 11).

Etape IV: Différenciation des plastes embryonnaires

Stade 13. Age 10 h 28 min. (Fig. 1m). Les lobes du crâne sont visibles. Le cerveau et les yeux ébauchent sous forme de bulles sans pigmentation. La taille de l'œuf est de 1,7 à 1,8 mm. Le chorion et le corps de l'embryon sont très rapprochés et se touchent par endroit.

Stade 14-15. Age 11 h 30 min à 11 h 40 min. On note l'ebauche (Fig. 1n) et la segmentation (Fig. 1o) de la corde. L'œuf mesure entre 1,7 et 1,8 mm. 11 somites sont bien visibles. La pigmentation est absente. Le disque adhésif est toujours présent. On observe l'ébauche de la cavité cardiaque. Le coeur n'est pas visible.

Stade 16. Age 19 h 39 min. La cavité cardiaque est bien différenciée. Le coeur n'est pas visible; des mouvements cardiques ne sont pas encore perceptibles. On observe les premiers mouvements de l'embryon, notamment des mouvements de rétraction de la partie caudale. La tête reste immobile. L'œuf mesure entre 1,7 et 1,8 mm (Fig. 1p).

Stade 17. Age 22 h 20 min (J0). L'éclosion a lieu. L'embryon déchire le chorion par mouvements saccadés de la queue. La partie caudale sort de l'enveloppe chorionique, laissant à l'intérieur le sac vitellin et la partie céphalique. Quelques instants après, la larve s'extirpe totalement. Le coeur constitué de deux cavités, est visible dans la cavité péricardiaque à la base de la tête de la larve. Celle-ci présente, après éclosion, un mouvement continu de la partie caudale. La larve est pliée en «V» et mesure entre 2,7 et 3,3 mm (Fig. 2a). On observe un mouvement en pirouette provoqué par les mouvements saccadés de la queue. En fin de stade, l'embryon se redresse. 28 à 30 somites sont visibles. Il n'y a pas de pigmentation (Fig. 2b).

Stade 18. (J0) On note l'ébauche de la membrane larvaire. La cavité péricardiaque migre en avant du sac vitellin. Le tube digestif et l'aorte dorsale sont visibles. Le coeur de l'embryon, bien visible sous le menton, bat. On observe un frémissement constant des larves. La partie caudale de la larve constitue 60 % de la longueur totale; la membrane larvaire dorsale non différenciée, jusqu'à la caudale, représente 66 % et la membrane larvaire anale 44 %. Le tube digestif et le conduit urogénital sont visibles, mais pas encore ouverts (Fig. 2c).

Stade 19. Age 43 h 27 min (J1) après la fécondation, on observe la pigmentation des yeux en noir. La larve mesure entre 4,8 et 6,0 mm. On note l'ébauche des branchies qui sont externes, non recouvertes par les opercules (Fig. 2d). On compte jusqu'à 49 somites. La membrane larvaire s'élargit. On observe l'apparition de la pigmentation rouge du coeur; au niveau de l'aorte dorsale le sang est encore incolore. La larve est en mouvement constant et frémit. L'apparition des barbillons mandibulaires est notée.

Stade 20. Age 47 h 27 min (J1). Les branchies sont différenciées mais non encore recouvertes d'opercules. 4/5 des feuillets branchiaux sont visibles. L'apparition des mélanophores en zig zag sur la tête de la larve est observée ainsi que l'ébauche des barbillons nasaux et maxillaires. La larve mesure entre 5,0 et 5,2 mm (Fig. 2e).

Stade 21. Age 48 h 09 min (J1). On note la formation de l'opercule branchial recouvrant les branchies. Le sang est coloré en rouge. Les mandibules sont en mouvement constant. La bouche de la larve reste ouverte. 52 somites sont visibles. Des points transparents (début de formation des vésicules) apparaîssent sur la membrane larvaire. Un capillaire sanguin apparaît sur le sac vitellin. Les larves sont couchés sur le flanc. Elles se déplacent par ondulation du pédoncule caudal en exécutant des mouvements vifs et rapides. Le corps de la larve est transparent; seule la tête est légèrement pigmentée. En fin de stade, la pigmentation est plus prononcée. La membrane larvaire est tachetée de pigments noirâtres (mélanophores). On observe l'ébauche des rayons dans la nageoire caudale 58 h 12 mm après la fécondation; 11-13 rayons sont visibles (Fig. 2f). La larve mesure en moyenne 5,8 mm.



Fig. 2. – Illustration de l'aspect extérieur de différents stades du développement larvaire d'*Heterobranchus isopterus*, jusqu'à l'âge de deux jours. (be. branchies externes; co. coeur; cug. conduit urogénital; ebm. ébauche du barbillon mandibulaire; ebn. ébauche du barbillon nasal; op. opercule; rc. rayons de la caudale; sv. sac vitellin; td. tube digestif; v. vésicules.)

Stade 22. Age 65 h 37 min (J2). La larve mesure en moyenne 6,7 mm. On observe l'ébauche de la membrane larvaire ventrale. Elle est recouverte de points transparents (vésicules). Le début du jaunissement du tube digestif, reflet de l'activité digestive de la

larve, est observé. Les opercules sont en mouvement constant. La larve est en mouvement ondulatoire continu. Le corps frémit. L'accentuation de la pigmentation sur la tête et sur le corps est observée. Le sac vitellin est presque résorbé. Les premières féces sont enregistrées. On note la formation de stries minuscules dans la membrane larvaire des nageoires anale et dorsale. Une ligne continue de vésicules apparaît sur la périphérie des nageoires (Fig. 2g).

Stade 23. Age 82 h 47 min (J3). On observe le début de la scission entre la nageoire dorsale et la nageoire adipeuse, entre la nageoire adipeuse et la nageoire caudale (Fig. 3a). Les mélanophores recouvrent tout le corps. La pigmentation de la partie supérieure du sac vitellin amorce. La larve mesure entre 7,3 et 7,4 mm. La paire de nageoires pectorales apparaît. La plupart des alevins nagent, mais à l'obscurité. La vésicule vitelline est résorbée. Les villosités intestinales sont visibles. Les mélanophores recouvrent le corps de l'embryon encore transparent, sauf la tête qui est déjà plus ou moins opaque. La larve mesure en moyenne 7,4 mm. Les barbillons sont recouverts de bourgeons minuscules.

De la résorption à l'âge de 23 jours

Stade 24. Age 90 h 17 min (J6). On observe l'ébauche des rayons dans la nageoire dorsale: jusqu'à 11 rayons sont visibles. Les villosités intestinales restent visibles. La larve mesure entre 8,1 et 8,4 mm (Fig. 3b). On observe un début de comportement cannibale des larves. Ceux-ci se dévorent entre eux les barbillons et la nageoire caudale. 114 h 32 min (J7) après la fécondation, on assiste à l'élaboration progressive des rayons dans la nageoire dorsale. Les rayons occupent plus de la moitié de la dorsale; jusqu'à 17 rayons sont visibles (Fig. 3c). La larve mesure entre 11 et 13 mm.

Stade 25. Age 126 h 57 min (J8). Le dédoublement de la nageoire ventrale produit deux nageoires ventrales minuscules séparées l'une de l'autre par la membrane larvaire originelle. On observe l'ébauche de rayons dans la nageoire anale; jusqu'à 12 rayons sont visibles. La larve mesure en moyenne 11,6 mm (Fig. 3d). 12 h 25 min après l'ébauche de rayons dans la nageoire anale, on y dénombre jusqu'à 31 rayons, et jusqu'à 35 rayons dans la nageoire dorsale (J10) (Fig. 4a). La larve mesure entre 11 et 13 mm.

Au douzième jour (J12), la séparation de la dorsale et l'adipeuse s'accentue. Dans l'anale, le nombre de rayons augmente et atteint 37. La nageoire dorsale contient jusqu'à 35 rayons. La majorité des barbillons est coupée à la suite de morsures. La membrane qui sépare les paires de nageoires ventrales, s'estompe (Fig. 4b). La larve mesure entre 13 et 14 mm. La séparation entre la dorsale et l'adipeuse est complète au dix-huitième jour (J18); la larve mesure entre 14 et 16,5 mm (Fig. 4c). Au vingt-troisième jour (J23), on observe le scission entre la caudale et l'anale; la larve mesure entre 16,3 et 20 mm (Fig. 4d). La larve ressemble à l'individu adulte; elle passe à la période de vie juvénile (alevin). A partir du trente-cinquième jour, on observe un mouvement régulier des alevins montant à la surface de l'eau et replongeant dans le fond.







c (J₆)



Fig. 3. – Illustration des aspects extérieurs de différents stades du développement larvaire d'*Heterobranchus isopterus*, jusqu'à l'âge de huit jours. (aa. amorce de l'adipeuse; ac. amorce de la caudale; bp. bourgeon de la pectorale; bpe. bourgeon de la pelvienne; ra. rayons de l'anale.)

DÉVELOPPEMENT D'HETEROBRANCHUS ISOPTERUS



Fig. 4. – Illustration de différents stades du développement larvaire d'*Heterobranchus isopterus,* jusqu'à l'âge de vingt-trois jours.

Maturité sexuelle

Les individus mâles et fèmelles d'*H. isopterus* présentent un dimorphisme sexuel externe. La femelle a une papille génitale arrondie avec une fente longitudinale sur l'oviducte. Chez les mâles, la papille génitale est plutôt de forme conique. Elle ne possède pas de fente longitudinale.

Les biopsies intraovariennes effectuées pour la sélection des femelles à reproduire ont permis de suivre de novembre à janvier la variation du diamètre ovocytaire (Tableau 1). Cette période correspond aux plus basses valeurs de la température de l'eau (21 à 23°C; période froide) dans les étangs. Une mesure du diamètre ovocytaire a été faite en avril au moment du réchauffement des eaux (période chaude). Pendant cette période, la température dans les étangs est généralement supérieure ou égale à 29°C. En comparant les valeurs obtenues au cours de ces deux périodes, le diamètre des ovocytes d'*H. isopterus* semble augmenter avec le réchauffement des eaux. Mais la différence observée n'est pas statistiquement significative [Fc = 0,122: $F_{aus}(5;31)=2,53$].

TABLEAU 1

Evolution du diamètre ovocytaire (en mm) chez Heterobranchus isopterus en saison sèche à la Station de Bouaké, Côte d'Ivoire

Période	min.	max.	moyenne	Ecart type	N œufs	N
3-11-93	1,39	·1,55	1,48	0,05	434	9
1-12-93	1,42	1,51	1,46	0,03	300	6
18-1-94	1,38	1,55	1,46	0,07	300	6
26-1-94	1,39	1,50	1,45	0,04	250	5
24-4-94	1,44	1,68	1,55	0,01	250	5

Influence de la température d'incubation

Les températures basses de 20°C et 21°C et hautes de 32, 34 et 36°C se sont avérées létales pour le développement des œufs d'*H. isopterus*. Les lots d'œufs incubés à ces températures n'ont pas survécu. Une mortalité de 100 % a été observée

Pour des températures d'incubation allant de 22 à 28°C, tous les taux moyens d'éclosion sont supérieur ou égaux à 55 %. Par contre, ces taux tombent brutalement à un taux moyen de 7,8 à 30°C. Le taux le plus élevé a été obtenu à 26°C (Tableau 2).

La température de l'eau à la station piscicole atteint sa valeur minimale $(21^{\circ}C)$ en décembre (YTÉ, 1992). Pendant tous les autres mois de l'année, la température de l'eau est supérieure ou égale à 22-23°C. Si on se rappele les résultats mentionnés plus haut, ceci implique qu'on peut faire l'incubation des œufs d'*H. isopterus* pratiquement toute l'année.

Le temps d'incubation aux différentes températures expérimentées diminue des plus basses aux plus fortes températures. Il diminue au moins de 1,6 à 2 fois lorsqu'on passe de 22°C à l'intervalle de 24-28°C. Notons que le temps d'incubation à 30°C n'a pas été expressément pris en compte à cause du faible taux d'éclosion obtenu à cette température. A la température optimale de 26°C, le temps d'incubation a varié au cours du test de 21 h 23 min à 24 h 38 min.

TABLEAU 2

Taux d'éclosion et temps d'incubation des œufs chez Heterobranchus isopterus pour différentes températures

Température	Taux d'éclosion (%)			Temps d'incubation		
° C	min	max	moyenne	min	max	moyenne
22	56,6	65,6	61,1	45h23	46h00	45h26
24	-	-	62,9	-	-	27h59
26	57,0	73,3	65,2	21h23	24h38	22h45
28	45,0	73,3	65,2	21h23	23h14	22h18
30	7,1	8,6	7,8	21h23	22h34	21h43



Fig. 5. – Proportions de larves normales, déformées et mortes obtenues après éclosion des œufs d'*Heterobranchus isopterus* incubés à différentes températures.

S. K. DA COSTA, G. GOURÈNE ET G. G. TEUGELS

De manière générale quelque soit la température utilisée (22-30°), les larves écloses sont de bonne qualité. En effet, les proportions de larves normales varient globalement entre 73,2 et 98,3 % (Fig. 5). Ainsi les températures utilisées ne semblent pas néfastes en ce qui concerne la qualité des larves.

DISCUSSION

Développement embryonnaire et aspect extérieur du développement larvaire

Le développement embryonnaire et l'aspect extérieur du développement larvaire chez *Heterobranchus isopterus* est similaire à celui d'*H. longifilis* et à celui de *Clarias gariepinus*. A la différence des deux espèces d'*Heterobranchus, C. gariepinus* se distingue essentiellement par la pigmentation, la forme des mélanophores, l'absence d'échancrure entre les nageoires dorsale et adipeuse, le nombre de rayons dorsaux (70 contre 33 pour *H. isopterus* et *H. longifilis* le 18^e jour) (LEGENDRE & TEUGELS, 1991) et par l'absence des épines neurales présentes dans la nageoire adipeuse chez les poissons du genre *Heterobranchus* (TEUGELS, 1983).

Il est important de noter l'asynchronisme qui caractérise le développement des œufs d'*H. isopterus.* Cette observation a déjà été faite par ZAMPALIGRE (1991). Il en est de même pour *H. longifilis* (LEGENDRE & TEUGELS, 1991). Selon ZAMPALIGRE (1991) cette hétérogénéité dans le rythme du développement embryonnaire expliquerait en partie l'hétérogénéité de la taille des alevins produits, ce qui augmente par conséquent le risque de cannibalisme.

L'éclosion chez *H. isopterus* se réalise selon deux modes successifs. Dans un premier temps, les mouvements saccadés de la caudale finissent par déchirer le chorion au niveau de la région postérieure de l'œuf en libérant la partie caudale; l'embryon se libère en retirant sa tête de l'enveloppe chorionique restante. Dans un second temps, le mode d'éclosion est identique à celui observé par LEGENDRE & TEUGELS (1991) chez *H. longifilis*: l'embryon s'échappe de son enveloppe choronique tête première, par la déchirure que produit au niveau de la région céphalique la poussée de la queue sur le chorion.

A l'éclosion, la larve se retire de l'enveloppe chorionique qui porte le disque adhésif. A l'opposé d'*H. longifilis*, aucune pastille adhésive n'est observée à la base de la vésicule vitelline des larves écloses d'*H. isopterus*. Le maintien des larves écloses d'*H. isopterus* sur le fond s'expliquerait donc par le poids du sac vitellin et par l'absence de nageoires différenciées, et non grâce à une pastille adhésive comme l'indiquent LEGENDRE & TEUGELS (1991) pour *H. longifilis*.

Les larves d'*H. isopterus* sont fortement photophobes et ont un comportement benthique comme celles d'*H. longifilis* (LEGENDRE & TEUGELS, 1991).

Les indications sur l'apparition du disque adhésif sur le chorion, seulement 6 à 7 heures à 26°C après la fécondation (ZAMPALIGRE, 1991), ne se sont pas vérifiées dans notre étude. Le disque adhésif apparaît plus tôt sur les œufs d'*H. isopterus*. Il s'observe au début de l'embryogenèse (Fig. 1b), dès leur imprégnation dans le milieu d'incubation (eau douce) soient 1 à 2 min après.

L'anus et l'orifice urogénital sont visibles chez les larves d'*H. isopterus* après 19 h 52 min d'incubation à 26°C. Ils s'ouvrent 65 h 37 min après la fécondation. Les premières féces surviennent alors. Chez H. longifilis, l'ouverture de l'anus et celle de l'orifice urogénital s'opèrent à peu près en même temps, soit 72 à 78 heures après la fécondation (LEGENDRE & TEUGELS, 1991).

La pigmentation sur la tête apparaît chez *H. isopterus* et *H. longifilis*, le jour qui suit l'éclosion. Chez *H. isopterus*, la pigmentation étoilée est disposée en zigzag (J2). Les mélanophores recouvrent le corps des larves d'*H. longifilis* de deux jours. Chez *H. isopterus*, ils sont disposés de façon clairsemée (J2).

Les rayons apparaissent dans la nageoire dorsale d'*H. longifilis* le 5^e jour (9 à 14 rayons) (LEGENDRE & TEUGELS, 1991) et le 7^e jour pour *H. isopterus* (17 rayons). Si le nombre de rayons varie en fonction de la taille des individus d'*H. longifilis*, chez *H. isopterus* cette variation n'a pas été étudiée.

Le point de scission entre la nageoire dorsale et l'adipeuse apparaît chez *H. isopterus* dès le troisième jour (J3) après éclosion, alors que chez *H. longifilis* il n'apparaît qu'au septième jour (J7).

A l'âge de 43 h 27 min (J2), l'ébauche des branchies est nettement visible : quatre branchies sur cinq sont visibles à la loupe binoculaire ; mais une dissection permet d'en dénombrer cinq. Chez H. longifilis, les cinq arcs branchiaux ne sont parfaitement discernables que huit jours après l'éclosion.

Chez *H. isopterus* le début de la séparation entre l'adipeuse et la caudale, et entre l'anale et la caudale s'observe déjà respectivement le troisième et le septième jour après l'éclosion, alors qu'il faut attendre le onzième jour chez *H. longifilis.*

Les alevins d'*H. isopterus* ressemblent aux adultes à partir du vingt-troisième jour (J23) alors qu'il en est déjà ainsi chez *H. longifilis*, dont le développement semble plus rapide.

La scission entre la nageoire dorsale et la caudale intervient chez *Heterobranchus isopterus* au dix-huitième jour (J18), entre l'anale et la caudale le vingt-troisième jour (J23). Chez *H. longifilis* elles s'individualisent un peu plus tôt, soit le quinzième jour (J15) après l'éclosion. A l'instant de leur différenciation, les nageoires dorsales des deux espèces contiennent le même nombre de rayons, soit 33.

Malgré quelques écarts de temps dans la différenciation de certains organes, *H. isopterus* et *H. longifilis* présentent un développement embryonnaire et un aspect extérieur du développement larvaire analogue. Cependant le processus de différenciation des larves semble accéléré chez *H. longifilis*. La différence des températures d'incubation, soit 25,5 à 26,5°C pour *H. isopterus* et 28 à 30°C pour *H. longifilis*, pourrait expliquer cette différence de croissance.

Maturité sexuelle et influence de la température d'incubation

Les organes sexuels chez *H. isopterus* sont morphologiquement très proches de ceux observés par DE KIMPE & MICHA (1974) chez *Clarias gariepinus* et par LEGENDRE (1986) chez *H. longifilis.*

Chez H. longifilis, LEGENDRE (1986) signale la variation saisonnière du diamètre ovocytaire en milieu lagunaire. Selon cet auteur, on note une augmentation progressive du diamètre ovocytaire en fin de la grande saison sèche (de février à mai), suivie par une nouvelle augmentation coincidant avec la saison des pluies pendant laquelle une baisse de la température de l'eau est observée. Le plus grand diamètre (1,5 mm) est trouvé en cette période d'eau froide (de juin à octobre); ensuite il décroît avec l'augmentation de la température au mois de novembre et de décembre. Etant donné le nombre limité de biopsies effectuées pendant la période de réchauffement (avril), les conclusions définitives ne pourront être tirées, en ce qui concerne H. isopterus, qu'après une période plus étendue de mensurations.

Par ailleurs, il est important de signaler que même le diamètre ovocytaire minimal obtenu pendant la période froide, reste supérieur à la valeur minimale requise (1,28 mm) pour atteindre un taux d'éclosion supérieur ou égal à 70 % à 25°C. Il en ressort que la reproduction artificielle est pratiquement possible pendant toute la période froide de l'année.

Remarquons que malgré l'existence d'œufs matures sur les deux périodes, aucune reproduction spontanée n'a été observée en étang. L'absence de conditions environnementales favorables (crues, température, frayère, etc.) dans les étangs en est l'explication probable. La maturation finale des ovocytes est bloquée faute de stimuli naturels déclenchant ce processus. Cette observation se rapproche de celles effectuées sur *H. longifilis* par LEGENDRE (1991) et *C. gariepinus* par VIVEEN *et al.* (1985).

Les résultats de la présente étude indiquent que les œufs éclosent dans un intervalle de température compris entre 22°C et 30°C, ce qui est moins large que chez *H. longifilis* (22 et 35°C; LEGENDRE & TEUGELS, 1991).

De manière générale quelle que soit la température utilisée ($22-30^{\circ}$ C), les larves écloses sont de bonne qualité. LEGENDRE & TEUGELS (1991) observent que le nombre de larves déformées chez *H. longifilis*, connaît un accroissement hautement significatif à 33°C. A cette température nous avons noté une mortalité de 100 %.

REMERCIEMENTS

Nous tenons à exprimer notre gratitude à MM. M. Legendre (ORSTOM, Montpellier) et I. Roelants (K.U.Leuven) pour la lecture critique du manuscrit. Nos remerciements sont également adressés aux techniciens de laboratoire de l'IDESSA, MM. A. Daha et B. Boblai. M^{IIe} S. Vanderheyden et M. A. Reygel (MRAC) sont remerciés pour leur aide technique lors de la préparation du manuscrit. Nous sommes reconnaissants à M. K. Traore (IDESSA) qui a mis l'infrastructure de la station de Bouaké à notre disposition. La contribution de GGT fait partie du programme «poissons-chat» NFWO-FKFO (2.0014.94).

RÉFÉRENCES

BALON, E.K. (1975) – Terminology of intervals in fish development. J.Fish.Res.bd.Can. 32: 1663-1670. ٨

- BRAUM, E. (1978) Ecological Aspects of the survival of fish Eggs, Embryos and Larvae. In: Ecology of fresh water fish production. GERKING S.D. (ed.), Blackwell scientific Publication, Oxford, 102-110.
- DE KIMPE, P. & J.C. MICHA (1974) First guidelines for the culture of Clarias lazera in central Africa. Aquaculture, 4: 227-248.
- HERZIG, A. & H. WINKLER (1986) The influence of temperature on the embryonic development of the cyprinid fishes, Abramis brama, Chalcaburnus chalcoides mento and Vimba vimba. J.Fish Biol., 28: 171-181.
- HOGENDOORN, H. (1979) Controlled propagation of the African catfish *Clarias lazera* (C & V). I. Reproductive biology and fields experiments. *Aquaculture*, **17**: 323-333.
- KARANGWA, A. (1982) Adaptation de Clarias mossambicus Peters 1852 aux conditions de pisciculture du Rwanda. Thèse 3^e cycle. Inst.nat.polytechnique de Toulouse. Sciences et Techniques en Production Animale, Option Ichtyologie appliquée, 132 pp.
- LEGENDRE, M. (1983) Examen préliminaire des potentialités d'un silure africain *Heterobranchus longifilis* (Valenciennes, 1940) pour l'aquaculture en milieu lagunaire. Doc. Sc. Cent. Rech. Océanogr. Abidjan, 14: 97-107.
- LEGENDRE, M. (1986) Seasonal changes in sexual maturity and fecundity, and HCG-induced breeding of the catfish *Heterobranchus longifilis* Val. (Clariidae), reared in Ebrie Lagoon (Ivory Coast). Aquaculture, 55: 201-213.
- LEGENDRE, M. (1991) Potentialités des Cichlidae (S. melanotheron, T. guineensis) et Clariidae (H. longiflis) autochtones des lagunes ivoiriennes. Thèse Doctorat, Univ. Montpellier III, Sces et Tech. du Languedoc, 78 pp.
- LEGENDRE, M. & G.G. TEUGELS (1991) Développement et tolérance à la température des œufs de *Heterobranchus longifilis* et comparaison des développements larvaires de *H. longifilis* et de *Clarias gariepinus* (Teleostei, Clariidae). *Aquatic Living Resour.*, 4: 227-240.
- MICHA, J.C. (1973) Etude des populations piscicoles de l'Ubangui et tentatives de sélection et d'adaptation de quelques espèces à l'étang de pisciculture. CTFT. Paris, 110 pp.
- SCHERRER, B. (1984) Biostatistique. MORIN G.(éd.), Québec (CAN). Editions Eska S.A.R.L., Paris, 850 pp.
- TEUGELS, G.G. (1983) La structure de la nageoire adipeuse dans les genres Dinotopterus, Heterobranchus et Clarias (Pisces; Siluriformes; Clariidae). Cybium, 7: 11-14.
- VIVEEN, W.J.A.R., C.J.J. RICHTER, P.G.W.J. VAN OORDT, J.A.L. JANSSEN & E.A. HUISMAN (1985) Manuel pratique de pisciculture du poisson-chat africain (*Clarias gariepinus*). Direction Générale de la Coopération Internationale du Ministère des Affaires Etrangères, Den Haag, 108 pp.
- YTÉ, W. (1992) Zooplancton des étangs de pisciculture de l'IDESSA (Bouaké, Côte d'Ivoire): Evolution du peuplement et biomasse. Agronomie Africaine, IV: 165-178.
- ZAMPALIGRE, I. (1991) Reproduction induite de *Heterobranchus isopterus*. Mém. Ing. ISSTH, Nouadibou, 55 pp.