

Optimisation de la technique de reproduction artificielle du poisson-chat africain *Clarias spp* via un mode de gestion durable du stock de géniteurs mâles

Titre courant : Gestion optimale du stock de géniteurs mâles de silure en pisciculture

Saïdou SANTI*, Rokyatou SISSAO^{1,2},
Aboubacar SOURABIE¹, Clément IDO¹ et
Aboubacar TOGUYENI¹

Résumé

Les caractéristiques biologiques des *Clarias spp.* ne permettent pas une reproduction spontanée en captivité. L'obtention des larves est donc basée sur la reproduction artificielle qui nécessite le sacrifice du mâle pour la collecte de la laitance. Cette étude qui a été conduite au Burkina Faso avait pour objectif de tester la chirurgie comme alternative au sacrifice du mâle pour la collecte de la laitance. Six (6) mâles sexuellement matures de $1,61 \pm 0,69$ kg ont été utilisés. Ces mâles ont été : anesthésiés dans une solution de clou de girofle, incisés afin de procéder à l'ablation d'un testicule et suturés avec du fil résorbable. Le taux de survie post-chirurgie était de 100% et la cicatrisation totale intervenait après 14 jours. Seuls deux mâles sur six ont présenté une laitance de bonne qualité qui a servi à la fécondation. Des taux de fécondation très élevés variant entre 78,4 et 91,3% ont été obtenus. Ces résultats montrent que la chirurgie n'entrave pas la qualité de la reproduction artificielle. La pratique de la chirurgie chez les mâles de *Clarias spp* est une méthode non invasive dont la vulgarisation auprès des pisciculteurs burkinabè serait très utile pour une gestion durable des stocks de géniteurs.

Mots clés : *Clarias spp.*, reproduction artificielle, laitance, chirurgie, géniteurs

¹ Unité de Recherche en Aquaculture et Biodiversité Aquatique (UR-AB AQ), Laboratoire d'Études et de Recherche des Ressources Naturelles et des Sciences de l'Environnement (LERNSE), Université Nazi BONI (UNB), 01 BP 1091 Bobo-Dioulasso 01, Burkina Faso

² Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles (INERA), Centre National de la Recherche Scientifique et Technologique (CNRST), 01 BP 910 Bobo-Dioulasso 01, Burkina Faso

*Auteur Correspondant : saidou.santi@gmail.com

Optimization of the artificial reproduction technique in African catfish *Clarias spp* via a sustainable management of the male broodstock

Abstract

The biological characteristics of *Clarias spp.* do not allow spontaneous reproduction in captivity. Larvae are obtained through artificial reproduction which requires the sacrifice of the male for milt collection. This study was conducted in Burkina Faso and aimed to test surgery as an alternative to fish male sacrifice for milt collection. Six (6) sexually mature males of 1.61 ± 0.69 kg were used. These fish males were: anesthetized in clove solution, incised to remove one testicle and sutured with absorbable suture. The post-surgical survival rate was 100% and total healing occurred after 14 days. Only two out of six fish males had good quality milt that was used to fertilize the eggs. Very high fertilization rates ranging from 78.4 to 91.3% were obtained. These results show that surgery doesn't interfere with the quality of artificial reproduction. The practice of surgery in male *Clarias spp.* is a non-invasive method which popularization among Burkinabè fish farmers would be very useful for a sustainable management of broodstock.

Keywords: *Clarias spp.*, artificial reproduction, milt, surgery, Broodstock

Introduction

La pisciculture au Burkina Faso est basée principalement sur la production de deux espèces à fort potentiel piscicole que sont le tilapia du Nil, *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) et le poisson-chat africain, *Clarias spp.* Cependant, l'élevage de ces espèces est confronté à plusieurs difficultés dont essentiellement l'indisponibilité des alevins en quantité et qualité (COMPAORE *et al.*, 2016; SISSAO *et al.*, 2020). Pour lever cette difficulté, il est nécessaire de maîtriser les techniques de reproduction en captivité pour satisfaire la forte demande en alevins.

En ce qui concerne particulièrement le poisson-chat africain, la reproduction ne s'effectue pas de manière spontanée en captivité, et il faut donc avoir recours à la reproduction artificielle pour l'obtention des larves. En effet, dans son habitat naturel, la maturation sexuelle est influencée par des facteurs écologiques tels que les changements annuels de la température de l'eau ainsi que de la photopériode. Le stimulus final de la ponte est provoqué par la montée du niveau d'eau au cours de la saison des pluies (VIVEEN *et al.*, 1985 ; DE GRAAF ET JANSSEN, 1996). Pendant la période de reproduction, des bancs de géniteurs se déplacent vers les berges des lacs ou des rivières, où s'effectue la fraie, le plus souvent au cours de la nuit. La femelle dépose

les ovules par petits groupes, que le mâle féconde immédiatement en émettant un nuage de laitance par-dessus. Après la fécondation, la femelle disperse les œufs, par de grands coups de queue, qui adhèrent ensuite à la végétation et autres substrats présents. L'éclosion a lieu entre 24 et 36 heures après la fécondation en fonction de la température de l'eau. Il n'y a pas de protection parentale des œufs par les géniteurs qui retournent en eau profonde après la fraie (RIEHI et APPELBAUM, 1991 ; DE GRAAF et JANSSEN, 1996).

En milieu captif, la reproduction du poisson-chat se fait de manière artificielle avec ou sans l'utilisation d'hormones. Elle peut s'effectuer en conditions semi naturelles avec des couples isolés dans des étangs de grands volumes contenant des îlots de végétaux aquatiques. Il s'agit ici de simuler les conditions naturelles de reproduction. Pour cela, les géniteurs sont mis en charge dans les étangs contenant de l'eau dont le niveau n'atteint pas les îlots de végétation. Lorsque, le pisciculteur veut simuler des crues, le niveau de l'eau est progressivement élevé jusqu'à atteindre les îlots de végétation, qui représentent ici les zones inondables peu profondes des eaux naturelles (VIVEEN *et al.*, 1985). Cependant, les résultats paraissent aléatoires, car la majorité des femelles ne pondent pas et on assiste à de grandes pertes après dispersion des œufs par la femelle ; d'où la nécessité de recourir à des méthodes hormonales d'induction de la maturation ovocytaire finale.

L'induction de la maturation finale des ovocytes chez la femelle de poisson-chat africain, peut se faire à travers l'utilisation d'hormones naturelles comme l'*Acetate Desoxycorticosterone* (DOCA), le *Human Chorionic Gonadotropin* (HCG) et l'extrait de l'hypophyse de poisson, mais aussi avec des hormones de synthèse provenant d'analogues de la *Gonadotrophin Releasing Hormone* (GnRH). L'hormone de synthèse la plus utilisée est l'OVAPRIM® (Syndel), vendue sous forme liquide et composée de GnRH analogue de saumon ainsi que d'un inhibiteur de la dopamine (DE GRAAF et JANSSEN, 1996; RUKERA TABARO *et al.*, 2005).

Cependant, du fait de la morphologie des gonades chez les mâles, la laitance ne peut être obtenue par simple pression abdominale comme chez d'autres espèces de poisson telle que le tilapia du Nil. Pour obtenir la laitance, les mâles sont généralement sacrifiés et la recherche de la bonne laitance amène quelque fois les pisciculteurs à sacrifier plusieurs mâles ; et cela, malgré l'observation rougeâtre de la papille génitale qui indique sa maturité sexuelle (LACROIX, 2004; VIVEEN *et al.*, 1985).

Cela conduit en élevage, à l'épuisement rapide du stock de géniteurs mâles et constitue un handicap majeur pour l'élevage de cette espèce. La réduction importante et rapide du stock de mâles peut conduire à un accroissement rapide de la consanguinité car, les pisciculteurs sont le plus souvent obligés d'utiliser des mâles de la première génération (mâles F1) avec les parents femelles.

Dans l'optique d'optimiser l'utilisation des mâles et préserver leur stock en élevage, d'autres techniques de récolte de la laitance sans sacrifice du mâle ont été développées chez les *Clariidae* comme *Heterobranchus longifilis* (Valenciennes, 1840) (NGUENGA *et al.*, 1996), *Clarias batrachus* (Linnaeus, 1758) (BHUSHAN *et al.*, 2018) et chez *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) (ADEBAYO *et al.*, 2012; YISA *et al.*, 2013). Cette technique consiste à opérer, après anesthésie, le mâle et lui retirer une partie ou l'entièreté d'une des deux gonades. Ainsi, elle permet d'utiliser le mâle au moins deux fois dans le cadre de la reproduction artificielle.

Cette technique, développée dans des pays ayant une longue culture de la pratique piscicole, reste peu connue des pisciculteurs burkinabè. La présente étude se fixe donc pour objectifs d'utiliser la chirurgie comme technique de récolte de la laitance et de déterminer le temps de cicatrisation après chirurgie d'un stock de géniteurs mâles de poisson-chat Africain au Burkina Faso.

I. Matériel et méthodes

1.1. Matériel biologique

Le matériel biologique de cette étude était constitué de 6 mâles de $1,61 \pm 0,69$ kg et de 8 femelles adultes de $1,35 \pm 0,72$ kg échantillonnés dans le stock de géniteurs de l'Unité de Recherches en Aquaculture et Biodiversité Aquatique à l'Université Nazi BONI (Bobo-Dioulasso, Burkina Faso).

1.2. Chirurgie et collecte des testicules

L'opération chirurgicale s'est déroulée en trois (03) étapes.

Étape 1 : anesthésie. L'anesthésie a été réalisée par balnéation dans une solution de clous de girofle à une concentration de 0,5 g de poudre par litre d'eau. A cet effet, les clous de girofle, acquis sur le marché local de la ville de Bobo-Dioulasso, ont été très finement

écrasés avant d'être dissous dans l'eau. Ce produit contient un principe actif, l'eugénol, qui est un anesthésiant naturel couramment utilisé chez les poissons (CHANSEAU *et al.*, 2002; JAVAHERY *et al.*, 2012). La baignée a duré 5 minutes.

Étape 2 : opération chirurgicale et collecte des testicules. Après l'anesthésie, le mâle a d'abord été retiré de la solution et posé sur sa partie dorsale sur un linge mouillé posé sur une table d'opération. La surface de l'abdomen a ensuite été désinfectée avec de l'éthanol technique (90%) avant d'être incisée. L'incision a été réalisée à l'aide d'un scalpel suivant une fente longitudinale fine le long de la cavité péritonéale. Cette incision, allant de la partie postérieure à la partie antérieure de la papille urogénitale, variait entre 3 et 8 cm selon la taille du poisson. Elle a été réalisée de manière délicate afin d'éviter d'endommager les organes internes du poisson. Les différents organes de la cavité péritonéale ont par la suite été dégagés délicatement à l'aide d'une pince, afin d'atteindre les testicules logés en dessous de ces derniers. Enfin, l'un des testicules a été soigneusement retiré de la cavité viscérale à l'aide de pinces et de ciseaux. Après ablation du testicule, la cavité péritonéale est refermée et suturée au moyen d'un fil de suture résorbable de marque Boyau (Chromic 2/0, 3/0). La suture était de type simple discontinu avec au total 5 à 9 points de sutures en fonction de la taille de l'incision. La désinfection après suture a été réalisée avec du bleu de méthylène. La figure 1 illustre les différentes étapes chronologiques de l'opération chirurgicale.



Légende : **A.** Anesthésie dans la solution de clous de girofle. **B.** Incision de la cavité péritonéale. **C.** Ouverture de la fente. **D.** Observation et prélèvement du testicule. **E.** Suture de la fente. **F.** Désinfection au bleu de méthylène.

Figure 1. Illustration chronologique des différentes étapes de l'opération d'obtention des testicules sans sacrifice du poisson

Étape 3 : récupération après chirurgie. Après suture, les six (6) poissons ont été placés dans des bacs de récupération, de 1m³ chacun (Figure 2), montés en circuit fermé et alimentés par de l'eau de forage, pour la période de convalescence. Le premier nourrissage est intervenu 48 heures après la suture. Cela pour éviter toutes complications liées à l'ingestion d'aliment, qui pourrait également réduire la tension au niveau des points de suture. L'observation de l'évolution de la plaie après suture a été effectuée une fois par semaine en retirant l'individu de son bac de stockage à l'aide d'une épuisette.



Figure 2. Photographie des bacs de stockage et de récupération des mâles après chirurgie

1.3. Induction hormonale de la maturation ovocytaire finale et récolte des ovules

Les femelles matures ont été sélectionnées sur la base de caractéristiques morphologiques que sont : un abdomen mou (non ferme), flasque et dilaté et une papille génitale protubérante et très irriguée. Pour induire la ponte, l'OVAPRIM[®] (Syndel), a été utilisée en une injection intramusculaire à la dose de 0,5 ml.kg⁻¹.

Le temps de latence après injection de l'OVAPRIM[®] est fonction de la température de l'eau : elle est de 243 °C. heures⁻¹ (soit 8 heures à 30 °C). Vu que la reproduction est également influencée par la photopériode, l'injection de l'hormone est réalisée au cours de la nuit (entre 23h et 00h en fonction de la température de l'eau) (SANTI *et al.*, 2016).

Les ovules ont été récoltés par *stripping* (légère pression abdominale) après le temps de latence. Cependant, avant la récolte des ovules, les femelles ont également été anesthésiées en balnéation comme les mâles, dans une solution de clous de girofle pour éviter le stress et faciliter le *stripping*.

1.4. Fécondation et incubation

Avant la fécondation, la mobilité des spermatozoïdes a été contrôlée sous microscope optique en rajoutant une goutte d'eau de l'écloserie sur une goutte de sperme posée entre lame et lamelle. La valeur de motilité qui correspond à la vitesse de déplacement des spermatozoïdes, a été estimée suivant l'échelle de LEGENDRE et BILLARD (1980) (Tableau I).

Tableau I. Échelle arbitraire de la motilité des spermatozoïdes de Legendre et Billard (1980)

Valeur	Motilité
5	Très forte
4	Forte
3	Modérée
2	Faible
1	Très faible
0	Pas de motilité

La fécondation a ensuite été effectuée suivant le principe de la fécondation dite "sèche" (SANTI *et al.*, 2016). A cet effet, les ovules ont été récoltés dans un récipient sec, et on y a ajouté 1 à 2 volumes de sperme non dilué pour 100 volumes d'ovules (10 à 20 ml de sperme pour un kg d'ovules) en broyant les testicules à l'aide d'une paire de ciseaux. Les gamètes ont été ensuite mélangés délicatement avant d'y ajouter de l'eau de l'écloserie. Ainsi, l'eau déclenche la réaction corticale de l'œuf, qui le rendra "imperméable" à tout passage d'autres spermatozoïdes.

Après la fécondation, les œufs ont été incubés sur des claies déposées dans des aquariums montés en circuit fermé, jusqu'à l'éclosion soit 20 à 24 heures après fécondation à 28°C (Figure 3).



Légende : A. Sélection des géniteurs. B. Injection de l'OVAPRIM®. C. Récolte des ovules : *stripping*. D. Mélange des gamètes : fécondation. E. Incubation sur des claies.

Figure 3. Illustration chronologique des différentes étapes de la reproduction artificielle

1.5. Suivi des paramètres physico-chimiques de l'eau d'élevage

Un suivi régulier des paramètres physico-chimiques de l'eau d'élevage a été effectué. Ainsi la température, le pH, le taux d'oxygène dissous et la conductivité ont été mesurés deux (2) fois par jour à l'aide d'un multi-paramètre. Ces mesures ont été réalisées le matin à 8h et l'après-midi à 17h.

1.6. Traitement des données

Les moyennes des paramètres physico-chimique de l'eau ont été analysées comparativement aux intervalles recommandés pour la vie et l'élevage du poisson-chat Africain (VIVEEN *et al.*, 1985 ; HUISMAN et RICHTER, 1987; SANTI, 2017).

Les paramètres zootechniques tels que les variations journalières des variables physico-chimiques et le taux de survie post-chirurgie ont été calculés. Les paramètres de reproduction que sont le rapport poids de la ponte sur poids de la femelle (RPP), le nombre d'ovules par gramme d'ovule, le taux de fécondation. L'aspect des testicules et la qualité de la laitance ont également été appréciés suivant le principe décrit par MAISSE (1990) sur la base de la coloration et la consistance.

Le taux de fécondation a été déterminé une heure après la fécondation. Pour cela, environ 1 g d'œufs par lot ont été prélevés et observés au microscope optique (grossissement 10×). A ce stade, on assiste à une

prolifération des cellules (pôle animal de couleur orangée) autour de la réserve vitelline de couleur verdâtre (KIPPER *et al.*, 2013). Les œufs fécondés se présentent physiquement sous forme aplati, de couleur verte et transparent tandis que les non fécondés sont de couleur blanchâtre et épais (ONADA et OGUNOLA, 2017). Le taux de fécondation (TF) a ensuite été calculé selon la formule suivante :

$$TF \text{ en } \% = 100 * \frac{\text{nombre d'oeufs fécondés}}{\text{nombre total d'oeufs comptés}}$$

II. Résultats

2.1. Paramètres physico-chimiques de l'eau d'élevage

Les valeurs journalières des paramètres physico-chimiques mesurées n'ont pas connues de grandes variations et se situent dans les limites de tolérance considérées (Tableau II).

Tableau II. Paramètres physico-chimiques dans les bacs de stockage et de récupération des individus de *Clarias spp.*

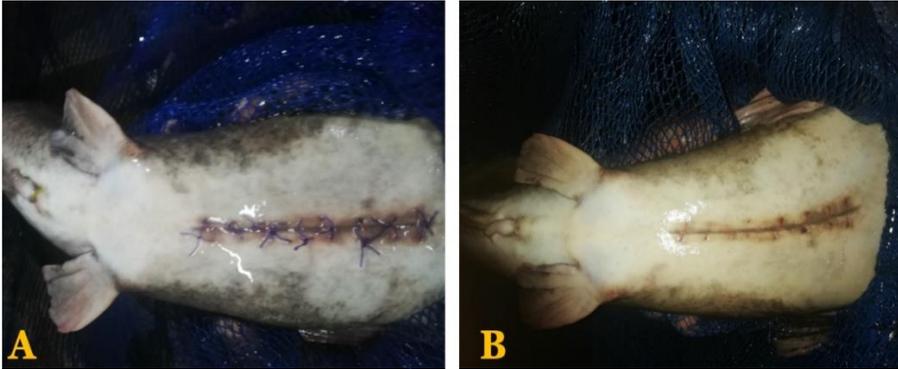
Paramètres	Valeurs	Limites de tolérance
Température (°C)	27,50 ± 0,67	8-36,5
pH	7,80 ± 0,18	6-9
Oxygène dissous (mg/l)	7,29 ± 0,25	6,5-8,0
Conductivité (µs.cm ⁻¹)	36,16 ± 13,65	< 200

Les valeurs mesurées représentent les moyennes ± l'écart type.

2.2. Chirurgie et collecte des testicules

2.2.1. Survie et cicatrisation post chirurgie

Au bout de 48 heures après l'opération chirurgicale, tous les individus prenaient l'aliment distribué. Ainsi, tous les six (6) mâles ayant fait l'objet d'ablation d'un testicule ont survécu à l'opération chirurgicale. La cicatrisation totale est intervenue 14 jours après suture chez tous les individus. La figure 4 montre respectivement l'aspect de la suture avant et après la résorption des fils de suture.



Légende. A. Aspect de l'abdomen avant résorption du fil de suture. B. Aspect de l'abdomen après résorption du fil de suture.

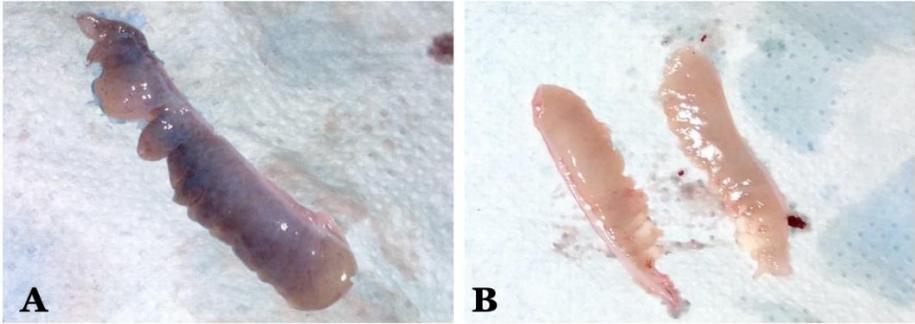
Figure 4. Cicatrisation de la fente suturée après ablation d'un des testicules

2.2.2. Aspect des gonades et motilité des spermatozoïdes

L'observation des gonades après chirurgie a montré deux (2) types de coloration. Une coloration noirâtre caractéristique des testicules infertiles et une coloration blanchâtres caractéristique des testicules fertiles (Figure 5).

En effet, le broyage des testicules noirâtres, montre qu'ils sont caractérisés par la présence de tissus épais contenant peu ou pas de laitance de couleur translucide. En plus, l'observation de cette laitance au microscope, montre des valeurs de motilité situés entre 0 et 1 selon l'échelle de LEGENDRE et BILLARD (1980). Cela est synonyme de spermatozoïdes avec de très faible et pas de motilité.

Cependant, les testicules blanchâtres contiennent beaucoup un liquide de couleur blanche et épaisse caractéristique d'une bonne laitance chez les poissons (MAISSE, 1990). L'observation de cette laitance au microscope montre des valeurs de motilité situés entre 4 et 5 selon l'échelle de LEGENDRE et BILLARD (1980). Cela est synonyme de spermatozoïdes avec de très forte et forte motilité.



Légende. A. testicule infertile. **B.** Testicule fertile

Figure 4. Aspect des testicules chez les mâles de *Clarias spp.*

Les observations macroscopiques et microscopiques ont montré que deux (2) mâles sur les six (6) possédaient des testicules et de la laitance de bonne qualité pour féconder les femelles. Les laitances de ces derniers, ont donc été utilisées pour féconder les ovules des femelles.

2.2.3. Reproduction artificielle : Caractéristiques des pontes et taux de fécondation

Avec des poids vifs variant entre 200 et 2500 g, les femelles de poisson-chat africain ont pondu entre 9,27 et 116,17 g d'ovules. En moyenne, pour les différentes femelles, 1 g d'ovule contenait 743 ± 176 ovules.

L'analyse du rapport poids de la ponte sur poids (RPP) de l'individu montre des variations comprises entre 0,46 et 38,13% (Tableau III).

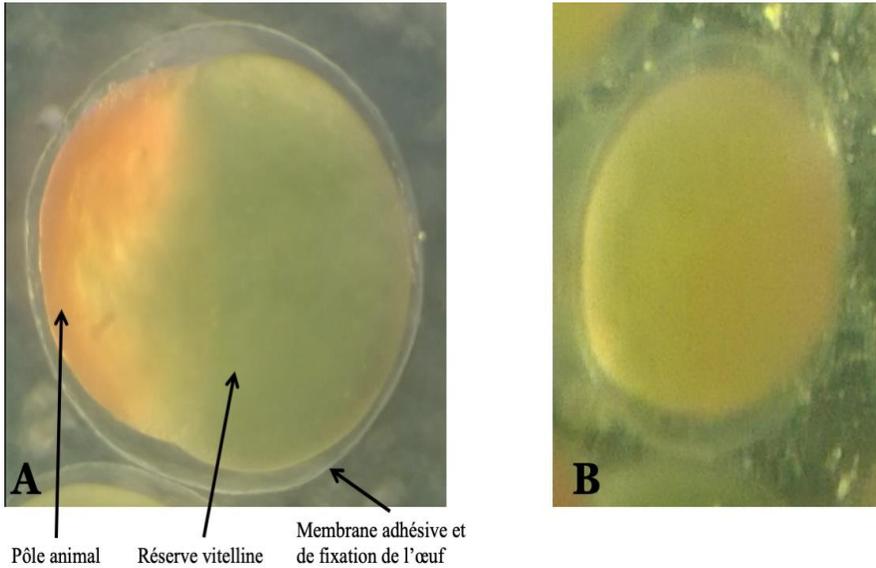
Les taux de fécondation quant à elles, étaient de $85,51 \pm 3,97\%$ (Tableau III).

Tableau III. Paramètres de reproduction des différentes femelles de *Clarias spp.*

Femelle N°	Poids individuel des femelles (g)	Poids de la ponte (g)	RPP (%)	Taux de fécondation (%)
1	1200	115,73	09,64	88,75
2	1600	90,25	05,64	87,69
3	1700	116,70	06,86	78,04
4	2500	72,19	02,89	83,58
5	200	76,25	38,13	81,55
6	400	106,99	26,76	86,35
7	1200	90,04	07,50	86,78
8	2000	09,27	00,46	91,30
Moyenne	1350	84,68	12,24	85,51
Écart- type	683,13	30,66	11,59	3,75

Légende : RPP = rapport poids de la ponte sur poids corporel

L'observation au microscope des ovules une (1) heure après la fécondation a montré deux types d'ovules : des ovules fécondés et des ovules non fécondés. Les ovules fécondés étaient caractérisés par une double coloration : orangée au niveau du pôle animal et verdâtre pour le reste. La partie orangée correspond aux cellules en division tandis que la partie verdâtre correspond à la réserve vitelline qui servira à nourrir les larves pendant les premiers jours de vie. Les ovules non fécondés étaient caractérisés par une coloration verdâtre quasi-uniforme (KIPPER *et al.*, 2013) (Figure 6).



Légende. A. Ovule fécondé. B. Ovule non fécondé.

Figure 6. Aspect des œufs de *Clarias spp.* à 1 heure post fécondation (grossissement 10×)

III. Discussion

L'alternative de la chirurgie en lieu et place du sacrifice des géniteurs mâles, vise principalement à limiter la diminution drastique du stock de ces géniteurs au fur et à mesure des reproductions artificielles.

La survie et la cicatrisation post-chirurgie sont donc des paramètres déterminants pour une bonne efficacité de cette approche chirurgicale. Ces performances de survie dépendent d'abord de la qualité de l'eau. Dans la présente étude, le suivi des paramètres physico-chimiques de l'eau, montre que les valeurs journalières de température, de pH, d'oxygène dissous et de conductivité, sont restées dans les limites de tolérance de l'espèce définies par VIVEEN *et al.* (1985), HUISMAN et RICHTER (1987) et SANTI (2017).

Dans l'ensemble, un taux de survie post chirurgie de 100% est observé. La cicatrisation intervient 14 jours après la chirurgie. Cette durée de cicatrisation est plus rapide que celle observée dans les précédentes études. En effet, chez l'espèce *C. gariepinus*, une durée de trois semaines de cicatrisation après chirurgie a été rapportée (KUTWAL *et al.*, 2018). Une étude antérieure portant sur l'espèce *H. longifilis*, appartenant aussi à la famille des *Clariidae*, a révélé que quatre

semaines étaient nécessaires pour une cicatrisation complète après la chirurgie (NGUENGA *et al.*, 1996). Ces données antérieures (NGUENGA *et al.*, 1996 ; KUTWAL *et al.*, 2018) suggèrent une vitesse de cicatrisation différente en fonction de l'espèce utilisée.

Par ailleurs, ces différences de durée de cicatrisation pourraient être liées aux conditions d'élevage et de chirurgie. En effet, KUTWAL *et al.* (2018) qui ont observé une plus longue durée de cicatrisation, avaient réalisé une chirurgie sans anesthésie et n'avaient pas non plus désinfecté la plaie après la suture. Aussi, comparativement à notre étude, où des bassins de 1m³ ont été utilisés pour la convalescence des géniteurs, KUTWAL *et al.* (2018) ont utilisé des bassins en plastique de plus petites dimensions (50 litres). Ce confinement à forte densité dans des petits bassins a pu induire une plus forte agressivité des poissons, défavorable à la convalescence. Le premier nourrissage post chirurgie est aussi un facteur déterminant de la durée de convalescence. Pour la présente étude, ce premier nourrissage a été effectué 2 jours post chirurgie. Nos poissons ont donc été maintenus à jeun moins longtemps que ceux de KUTWAL *et al.* (2018) qui ont été soumis à 7 jours de jeune post chirurgie. Aussi, dans la présente étude, la plaie post chirurgie a été désinfectée avec du bleu de méthylène, une substance aux propriétés antiseptiques à faible action bactéricide et fongique (YOUSSEF *et al.*, 2015). En résumé, la durée de cicatrisation est fortement liée aux conditions de chirurgie et de convalescence des poissons. En effet, avec une anesthésie préalable des poissons, un séjour dans de l'eau contenant de l'antibiotique pendant 5 jours après l'opération, ainsi qu'un nourrissage 5 jours après l'opération, DIYAWARE *et al.* (2010) ont observé une cicatrisation complète au bout de 14 jours chez *Clarias anguillaris* (Linnaeus, 1758). Ce qui est similaire à la vitesse de cicatrisation de nos poissons expérimentaux. Sur le plan physiologique, cette capacité de cicatrisation chez les espèces de poisson-chat Africain, s'expliquerait par leur capacité à sécréter du mucus. Cette substance présente des propriétés cicatrisantes et antibactériennes, très favorable au processus de guérison (BHATNAGAR *et al.*, 2021).

Pour la présente étude, un taux de survie de 100% post-chirurgie a été enregistré. Cette pratique a permis de préserver tous les mâles (fertiles et infertiles) pour des utilisations futures. En effet, l'observation des gonades après chirurgie a montré deux (2) types de testicules : fertiles et infertiles. Seuls deux (2) mâles sur six (6) étaient fertiles. Par la suite, une bonne alimentation, permettrait d'améliorer les caractéristiques des

gonades infertiles, et les mâles correspondants pourront être efficacement utilisés dans des reproductions ultérieures (DIYAWARE *et al.*, 2010). Dans un système classique de reproduction artificielle, l'ensemble des six (6) mâles auraient été sacrifiés, conduisant ainsi à des pertes de géniteurs et d'argent.

La chirurgie permet à travers l'ablation d'un des testicules, de sauvegarder le potentiel géniteur du point de vue zootechnique et enrichir ainsi l'héritabilité génétique des populations en milieu piscicole. De plus chez le poisson-chat africain, il existe une régénération testiculaire, si toutefois l'ablation s'effectue sur 3/4 de la gonade. Cette régénération intervient 120 jours après ablation et permet ainsi d'utiliser un même individu mâle à plusieurs reprises au cours de l'année (DIYAWARE *et al.*, 2010).

Le succès de la reproduction artificielle chez le poisson-chat Africain, dépend d'une part de la fertilité des mâles et d'autre part de la qualité des gamètes femelles. Ainsi, les données relatives aux femelles ont aussi été collectées. Le rapport poids de la ponte sur poids (RPP) de la femelle, varie entre 0,46 et 38,13%. Ces valeurs sont supérieures aux moyennes rapportées par DE GRAAF et JANSSEN (1996). D'après PHILIPPART, (1975), cela signifie que les souches piscicoles du Burkina Faso utilisées dans la présente étude, ont une bonne fécondité. Le nombre moyen d'ovules de 743 ± 176 ovules dans 1 g de ponte est supérieur à la moyenne observée chez le poisson-chat africain de souche améliorée qui est de 600 ovules par gramme d'ovules (DE GRAAF et JANSSEN, 1996; SANTI, 2017). Ce nombre élevé d'ovules suggère que ces derniers sont de plus petite taille comparativement à ceux des souches améliorées (PHILIPPART, 1975).

Globalement, les taux de fécondation varient entre 78,04% et 91,30%. Ces résultats montrent que la laitance obtenue chez les deux mâles, à partir d'un testicule de chacun, était suffisante et très fertile pour induire un fort taux de fécondation des ovules. La motilité générale des spermatozoïdes située entre 4 et 5 selon l'échelle de LEGENDRE et BILLARD (1980) est « forte » et « très forte », puisqu'elle n'était ni trop rapide, ni trop lente à l'observation microscopique. De ce fait, elle était idéale pour la fécondation comme en témoigne les taux de fécondation obtenus. Étant donné que les spermatozoïdes ont une durée de motilité très courte (2 à 3 minutes), ce facteur influence grandement le succès de la fécondation. En effet, si la motilité est trop grande, les spermatozoïdes s'épuisent rapidement et les risques de non fécondation

s'agrandissent, cependant, si elle est trop faible, les spermatozoïdes n'auront pas assez de vigueur pour effectuer la fécondation (OGUNTUASE et ADEBAYO, 2014).

Conclusion

L'alternative de la chirurgie permet de s'affranchir du sacrifice des mâles pour collecter la laitance lors des reproductions artificielles chez le poisson-chat africain. La présente étude a permis de mettre en évidence la faisabilité dans les conditions locales de cette technique qui permet de gérer durablement le stock de géniteurs mâles. Son application a permis de préserver 100% des mâles testés, qui pourront être réutilisés ultérieurement. En plus les résultats montrent clairement que cela ne compromet pas la qualité de la reproduction artificielle car des taux de fécondation très satisfaisants de l'ordre de 78,4 et 91,3% ont été obtenus. La vulgarisation de cette méthode de collecte de laitance représente donc une opportunité pour les pisciculteurs burkinabè pour optimiser la gestion des stocks de géniteurs.

Références bibliographiques

ADEBAYO O. T., FASAKIN E. A. et ADEWUMI J. A. 2012. Reproductive performance of partial gonadectomized male African catfish, *Clarias gariepinus* broodstocks. *Theriogenology*, 77 (6) : 1050-1055.

BHATNAGAR A., KUMARI S. et TYOR A. K. 2021. Assessment of bactericidal role of epidermal mucus of Heteropneustes fossilis and *Clarias batrachus* (Asian cat fishes) against pathogenic microbial strains. *Aquaculture and Fisheries, In Press*

BHUSHAN N. S., RASHMI S. A., SMITAL D. K. et CHATURVEDI C. S. 2018. Post-dissection Survival, Conservation and Reutilization of *Clarias batrachus* (Linnaeus, 1758) Male Broodstock. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 7 (2) : 2010-2017.

CHANSEAU M., BOSCH S., GALIAY E. et OULES G. 2002. L'utilisation de l'huile de clou de girofle comme anesthésique pour les smolts de saumon atlantique (*Salmo salar* L.) et comparaison de ses effets avec ceux du 2-phénoxyéthanol. *Bulletin Français de la Pêche et de la Pisciculture*, 365-366 : 579-589.

COMPAORE I., TOGUYENI A., ROUGEOT C., KESTEMONT P. et MELARD C. 2016. Etude comparative des performances zootechniques d'une souche domestiquée de *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) et d'une souche sauvage de *Clarias anguillaris* (Linnaeus, 1758). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 10 (5) : 2138-2150.

DE GRAAF G. J. et JANSSEN J. A. L. 1996. Artificial reproduction and pond rearing of the African catfish, *Clarias gariepinus* in sub-Saharan Africa. A handbook FAO Fisheries Technical Paper. N° 362. Rome, FAO, 73 p.

DIYAWARE M. Y., HARUNA A. B. et ABUBAKAR K. A. 2010. Determination of Testes Regeneration Period for African Catfish (*Clarias anguillaris*) after Milt (Semen) Collection Through Ablation. *Current Research Journal of Biological Sciences*, 2 (6) : 375-379.

HUISMAN E. A. et RICHTER C. J. J. 1987. Reproduction, growth, health control and aquacultural potential of the African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell 1822). *Aquaculture*, 63 (1) : 1-14.

JAVAHERY S., NEKOUBIN H. et MORADLU A. H. 2012. Effect of anaesthesia with clove oil in fish (review). *Fish Physiology and Biochemistry*, 38 (6) : 1545-1552.

KIPPER D., TAGUTI T. L., BIALETZKI A., MAKRAKIS M. C., BAUMGARTNER G. et SANCHES P. V. 2013. Early ontogeny of *Clarias gariepinus* (Siluriformes, Clariidae) and aspects of its invasion potential in natural freshwater environments. *Acta Scientiarum - Biological Sciences*, 35 (3) : 411-418.

KUTWAL B. Y., WADE J. W. et BALA A. S. 2018. The use of Male Broodstock of *Clarias gariepinus* several times through Surgery for Milt Extraction in Induced Breeding. *Direct Research Journal of Agriculture and Food Science*, 6 (7) : 157-160.

LACROIX E. 2004. Pisciculture en zone tropicale. GFA Terra System, Hamburg, Allemagne, 231p.

LEGENDRE M. ET BILLARD R. 1980. Cryopreservation of rainbow trout sperm by deep-freezing. *Reproduction, nutrition, développement*, 20 (6) : 1859-1868.

MAISSE G. 1990. Le sperme des salmonidés : le point sur les connaissances. Applications à la salmoniculture. *INRAE Productions Animales*, 3 (3) : 223-228.

NGUENGA D., BREINE J. J., TEUGELS G. G. et OLLEVIER F. 1996. Artificial propagation of the African catfish *Heterobranchus longifilis* (Siluroidei; Clariidae): Description of a simple technique to avoid sacrificing male broodfish for the obtention of milt. *Aquaculture*, 143 (2) : 215-217.

OGUNTUASE G. B. et ADEBAYO T. O. 2014. Sperm Quality and reproductive performance of male *Clarias gariepinus* induced with synthetic hormones (Ovatide and Ovaprim). *International Journal of Fisheries and Aquaculture*, 6 (1) : 9-15.

ONADA O. A. et OGUNOLA S. O. 2017. Effects of Catfish (*Clarias gariepinus*) Brood-stocks Egg Combination on Hatchability and Survival of Fish Larvae. *Journal of Aquaculture Research & Development*, S2 (014) : 1-5.

PHILIPPART J.-C. 1975. Dynamique des populations de poissons d'eau douce non exploitées. In « Problème d'écologie: la démographie des populations de vertébrés », M. Lamotte et F. Bourlière, Paris, France, p. 291-394.

RIEHI R. et APPELBAUM S. 1991. A unique adhesion apparatus on the eggs of the catfish *Clarias gariepinus* (Teleostei, Clariidae). *Japanese Journal of Ichthyology*, 38 (2) : 191-197.

RUKERA TABARO S., MICHA J. C. et DUCARME C. 2005. Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *Tropicultura*, 24 (4) : 231-244.

SANTI S. 2017. Analyse de l'effet de la température et du préférendum thermique sur les mécanismes du déterminisme sexuel et de la différenciation gonadique chez le poisson-chat Africain, *Clarias gariepinus*. PhD en Sciences, Université de Liège, Belgique, 134 p.

SANTI S., GENNOTTE V., TOGUYENI A., MELARD C., ANTOINE N. et ROUGEOT C. 2016. Thermosensitivity of the sex differentiation process in the African catfish, *Clarias gariepinus*: Determination of the thermosensitive period. *Aquaculture*, 455 : 73-80.

SISSAO R., ANVO M. P. M. et TOGUYENI A. 2020. Caractérisation des performances zootechniques de la population de tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) du lac de la vallée du Kou (Burkina Faso). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 13 (6) : 2603-2617.

VIVEEN W. J. A. R., RICHTER C. J. J., VAN OORDT P. G. W. J., JANSSEN J. A. L. et HUISMAN E. A. 1985. Manuel pratique de

pisciculture du poisson-chat africain. Département de Pisciculture et de Pêche de l'Université Agronomique de Wageningen. 91 p.

YISA T., LAMAI S. L., TSADU S. M. et KOLO R. J. 2013. Induced breeding of *Clarias gariepinus* using non- conventional method of abdominal incision. *International Journal of Biochemistry and Biotechnology*, 2 (7) : 484-489.

YOUSSEF S. B., BELGUTH J. et HADIJI R. 2015. Antiseptiques et désinfectants en médecine vétérinaire. École nationale de médecine vétérinaire de Sidi Thabet, Sidi Thabet, Tunisie, 37 p.