

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة الجليلي بونعامة لخميس مليانة
Université Djillali Bounaama de Khemis Miliana
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre
Département des Sciences Biologiques



Mémoire de fin d'études
En vue de l'obtention du diplôme de Master en:
Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Hydrobiologie marine et continentale
Spécialité: Hydrobiologie Appliquée

Thème :

**Alimentation des larves de *Clarias*
*gariepinus***

Présenté par :

BOUKERA ABACI Chaima - BOUYALA Soumia

Soutenu le --/--/2020, devant le jury :

Président : Mr. AMROUCHE Zouheir

Promoteur : Mr. Rouabah Abd el-Kader

Examineur : Mr. Zeghdoudi E

MCB (UDB Khemis Miliana)

MCB (UDB Khemis Miliana)

MAA (UDB Khemis Miliana)

Année universitaire : 2019/2020

Remerciements

On remercie tout d'abord Dieu tout puissant de nous avoir donné la force et la connaissance afin d'accomplir ce modeste travail.

On tient à exprimer toute notre reconnaissance :

À notre cher docteur et encadrant Monsieur ROUABAH Abdel Kader qui nous a fait l'honneur de diriger ce travail et nous prodiguer ses conseils éclairés.

En travaillant à ses côtés, nous avons eu le privilège d'apprécier sa haute compétence, son humanisme, son exemple riche d'enseignement, sa grande disponibilité et sa patience, on le remercie de nous avoir encadrés, orientés, aidés et conseillés.

Nous adressons aussi nos vifs remerciements aux membres de jury pour avoir bien voulu examiner et juger ce travail:

Nous remercions Mr. AMROUCHE Zouheir pour nous avoir honorées de sa présence d'avoir accepté de présider notre travail.

Nous remercions également, Mr. Zeghdoudi *E* d'avoir accepté d'évaluer notre travail.

Enfin un grand merci à toute personne ayant contribué de près ou de loin dans l'élaboration de ce mémoire surtout les membres de la ferme de ain-soltane : monsieur Sadek laaribi, Khail Taha El Bachir, Youcef touhari , Mohamed Bentaib .

Nos remerciements vont également à nos enseignants et à nos collègues de la promotion.

Dédicace

*Avec beaucoup d'amour et de respect, je dédie ce modeste travail
- Aux deux être les plus chers au monde qui ont donné sens à notre existence, en nous offrant une éducation digne de confiance et qui nous ont soutenus nuits et jours et durant tout notre parcours ; à vous nos très chers parents.*

*A mon père « Boualem », l'homme le plus cher à mes yeux :
Malgré un travail très prenant, tu as toujours su être là lorsque j'avais besoin de toi. Si je suis allée si loin dans mes études, c'est aussi grâce à toi. Merci de m'avoir encouragée à « aller tout droit ».*

A ma chère maman, qui a œuvré pour ma réussite, de par son amour, son soutien, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie, reçoit à travers ce travail aussi modeste soit-il, l'expression de mes sentiments et de mon éternelle gratitude.

A Mon Encadreur: docteur ROUABAH Abdel Kader Votre compétence, votre encadrement ont toujours suscité mon profond respect. Je vous remercie pour votre accueil et vos conseils. Veuillez accepter ici, l'expression de mes gratitudes et de ma grande estime.

A mon cher Frère : Walid

Je suis très fière de toi et de toutes les belles choses que tu fais,

A ma chère sœur :Hayet et mon beau-frère Sofien À mon adorable nièce Lilia ♡

Merci d'avoir toujours cru en moi. Merci pour tes encouragements

A mes chères cousines : Maïssa et Hadia

Merci Merci d'être là... Si proches de moi.

Sans oublier mon chère binôme soumia bouyala qui a partagé avec moi ce travail et dont l'amitié n'a jamais fait défaut ,

Merci d'avoir gardé notre amitié

A toute ma famille ♡

A tous ceux que j'aime de près ou de loin. A tous les enseignants de la filière Hydrobiologie appliquée qui nous ont orientés durant tout notre cursus d'étude.

Chaïma

Dédicaces

Mon dieu, le tout puissant de m'avoir aidé à arriver au bout de mes études.

A mes très chers parents :

A mon cœur mon chère père BOUTOUCHENT BOUYALA qui m'a poussé à suivre mon master et à mes prunelles FAIZA TAKDJOUT qui a prié pour moi ; aucune dédicace, aucun mot ne pourrait exprimer à leur juste valeur la gratitude et l'amour que je vous porte, qui m'a soutenu et encouragé durant ces années d'études, que dieu les protègent.

A mon adorable sœur

MERIEM source de joie et de bonheur.

A mes deux petits frères MOHAMED et ABDELKRIM que dieu les garde pour moi.

A ma chère cousine :

Ma deuxième sœur AMI NA.

A mon promoteur :

Docteur ABDELKADER ROUABAÏ pour tout son aide, sa compréhension et sa gentillesse durant la période de la réalisation de notre mémoire.

A ma cher binôme :

Chaïma un grand Merci pour tout ce qu'elle fait pour la réussite de ce travail.

A mes collègues dans cette recherche :

TOUHARI YUCEF et KHIAL TAHA EL BACHIR qui nous ont aidés à bien réaliser le stage pratique.

A tous mes Amis sans exception et tous les étudiants de ma promotion de master en Hydrobiologie appliquée « 2020 ».

Soumia

Table des matières

Remerciement

Dédicaces

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Résumé

INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I GENERALITE.....	2
I.1 Description de l'espèce clarias gariepinus (Burchell, 1822):	2
I.1.1 Définition.....	2
I.2 Morphologie	3
I.3 Systématique	4
I.4 Ecologie.....	4
I.4.1 Habitat (Fao) :.....	5
I.4.2 Répartition géographique:.....	6
I.5 Régime Alimentaire:.....	7
I.6 Reproduction.....	8
I.6.1 Type Reproduction :.....	8
I.6.2 Les conditions de la reproduction chez clarias gariepinus :.....	10
I.7 Production.....	10
I.8 Généralité sur les hormones:.....	11
I.9 Hypophyse :.....	13
I.10 GNRH :.....	14
CHAPITRE II: PARTIE PRATIQUE.....	17

II.1 Site expérimental :	17
II.1.1 Structure de base de la ferme d'ain soltane :	17
II.2 Matériel :	18
II.2.1 Matériel biologique :	18
II.3 Méthodes utilisées :	19
II.3.1 Mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau :	20
II.4 Mode opératoire :	21
II.4.1 Prélèvements de la température	22
II.4.2 Traitement médical du poisson chat africain:	22
II.4.3 Ectomie de l'hypophyse :	23
II.4.4 Conservation de l'hypophyse :	24
II.4.5 Injection de l'hypophyse :	24
II.5 Protocole expérimental :	25
II.5.1 Sélection des géniteurs du <i>C.gariepinus</i> :	25
II.5.2 Anesthésie :	27
II.5.3 Marquage	28
II.5.4 Pesage :	28
II.6 Traitement hormonal :	29
II.6.1 Préparation de l'injection :	29
II.6.2 Induction des mâles et femelles :	30
II.7 Crue et décrue du plan d'eau :	32
II.7.1 Fécondation naturelle :	32
II.7.2 Ponte des œufs :	34
II.7.3 L'embryogenèse :	34
II.7.4 L'éclosion :	36
II.7.5 Elevage larvaire :	36
II.7.6 Résorption de la vésicule vitelline :	37
II.8 Alimentation des larves :	38
II.8.1 Méthodes :	38
CHAPITRE III RESULTATS ET DISCUSSION	43
III.1 .Résultats et discussion	44

CONCLUSION GENERALE..... 49

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES..... 50

Liste des abréviations

C. gariepinus : Clarias gariepinus.

FAO: Organisation pour l'Alimentation et l'Agriculture.

FSH: Follicule Stimuline Hormone.

LH: Lutéinisante Hormone.

Gn-Rh: gonadotropine releasing hormone.

GtH: Gonadotrop hormone

Ha: hectare.

HCG: gonadotrophine chorionique humaine.

C°: Degré Celsius.

Fig: Figure.

Max: Maximum.

Tab: Tableau.

h: heure.

j: jour.

ml: millilitres.

pH: potentiel hydrogène.

PV: poids vif.

W: Willaya.

LISTES DES FIGURES

Figure 1: <i>Clarias gariepinus</i> burchell, 1822 (originale).....	2
Figure 2-a:morphologie de poisson chat africain (originale).....	3
Figure 3: <i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822)	4
Figure 4: Distribution géographique de <i>Clarias gariepinus</i> en Algérie.	7
Figure 5: Axe gonadotrope.	13
Figure 6: Principaux maillons de la chaîne physiologique des événements qui vont de la réception des stimuli environnementaux à la libération des gamètes matures.	14
Figure 7: La ferme aquacole (Sadek Laaribi)	17
Figure 8: L'équipement nécessaire pour effectuer la reproduction semi-artificielle du poisson-chat africain.....	20
Figure 9: Analyse physico-chimique de l'eau.	21
Figure 10: Thermomètre digital.	22
Figure 11: Traitement des maladies parasitaires ichthyiothirios par balnéation avec vert de malachite.....	23
Figure 12: Traitement de la septicémie hémorragique par une injection de HEFROTR - AL INJ.	23
Figure 13:Les techniques de la reproduction semi-artificielle du poisson chat africain. ..	24
Figure 14: Extraction de l'hypophyse.....	25
Figure 15: Dimorphisme sexuel chez <i>C. gariepinus</i> F : femelle.....	26
Figure 16: Dimorphisme sexuel chez <i>C. gariepinus</i> ; M : mâle.	26
Figure 17: Récupération des géniteurs par une épuisette (salabre).	27
Figure 18: <i>Eugenia caryophyllata</i> Figure (19): Géniteurs dans le récipient d'anesthésie (Originale).	28
Figure 19: Marquage des géniteurs.....	28
Figure 20: Pesage des géniteurs par une balance numérique digitale weiher.	29
Figure 21: Préparation de l'injection d'hypophyse (Originale).....	29
Figure 22: Préparation de l'injection de GNRH (Originale).	30
Figure 23: Injection intramusculaire d'hypophyse ou de GnRH.....	30
Figure 24:crue et décrue du plan d'eau.	33
Figure 25: Œufs fécondés.	35

Figure 26: Stade deux cellules.	35
Figure 27 : Stade quatre cellules.	35
Figure 28: Stade morula.	35
Figure 29: stade blastula.	35
Figure 30: Larve éclore.	35
Figure 31: L'apparition de l'embryon.	36
Figure 32: Larve éclore.	36
Figure 33: des larves de poisson chat africain.	37
Figure 34: Nauplii du zooplancton.	41
Figure 35: La distribution d'aliment artificielle broyé.	41
Figure 36: La distribution d'un aliment artificiel et d'un aliment naturel.	42
Figure 37: Les aliments vivants Nauplius du zooplancton Régime (01).	44
Figure 38 : Larves à un mois de vie dont le poids varie de 5 à 50 gr.	45
Figure 39: Aliment artificiel extrudé de la société zeggat (Originale).	46

Liste des tableaux

Tableau 1: systématique de <i>Clarias gariepinus</i>	4
Tableau 2: Mensuration des géniteurs et la température des milieux d'élevage.	18
Tableau 3: les valeurs et les résultats de test d'eau.....	21
Tableau 4: Doses de GNRH injectées aux géniteurs.	31
Tableau 5: Doses d'hypophyse injectée à la femelle.	32
Tableau 6: Préférences alimentaires du poisson-chat nord africain (<i>Clarias gariepinus</i>) par classe de taille1 (FAO).....	39
Tableau 7: composition d'aliment artificiel extrudé de la société zeggat (Originale).....	46

RÉSUMÉ

Le but de notre expérimentation à la ferme d'élevage aquacole d'Ain -soltane était d'assurer :

-Dans un premier temps aux larves de *Clarias gariepinus* un aliment de démarrage (starter) capable d'assurer une croissance maximale grâce à sa richesse en acide aminé, en vitamines et en oligoéléments.

-Dans un deuxième temps, préparer un aliment artificiel avec un taux de protéines qui avoisine les 45% et voir son influence sur la flore microbienne et enzymatique.

-Dans un troisième temps, associer les deux aliments naturel et artificiel pour constater s'il existe une corrélation dite positive entre les deux aliments distribués aux larves issues de la reproduction semi-artificielle de *Clarias gariepinus* obtenus par crue et décru (whédos).

Cette étude s'est déroulée à la ferme d'Ain soltane sur un cheptel élevé sur le site depuis l'âge de 3 mois jusqu'à la maturité sexuelle. Il est issu d'un lot de clarias reproduit à Oued Souf.

Nous avons étudié au préalable les différentes méthodes de nourrissage des larves juste après la résorption de la vésicule vitelline, avant d'opter pour un aliment naturel, puis un aliment artificiel et enfin un aliment mixte.

L'élevage larvaire des poissons constitue l'étape la plus délicate d'un cycle de production intensive. Les difficultés sont essentiellement d'ordre alimentaire et physiologique (Dabrowski, 1983) ; elles sont d'autant plus importantes que les larves concernées sont petites à la naissance (espèce à petits œufs). L'influence de la taille des particules sur l'efficacité alimentaire et les potentialités zootechniques des larves de poissons marins ou dulcicoles est largement soulignée (Thorpe et Wankowski, 1979) ; Confer et Lake, 1987 ; Paszkowski et Tonn, 1994). Logiquement, on constate que des particules d'aliment trop petites sont difficiles à détecter par les larves, tandis que les plus grandes sont difficiles à ingérer (Wankowski et Thorpe, 1979 ; Hasan et Macintosh, 1992).

Confer et Lake (1987) démontrent, chez *Perca flavescens*, que la nourriture à base de petites ou de grandes daphnies induit une plus faible croissance par rapport à une alimentation à base de daphnies de tailles intermédiaires. La préférence de la taille des aliments durant les premiers jours de nourrissage est cependant différente, chez *Dicentrarchus labrax*, s'il s'agit

d'une alimentation naturelle ou composée (Cavalier, 1989). L'utilisation exclusive d'aliments composés pour l'élevage larvaire des espèces proches et très voisines résidant dans un même biotope, exemple *P. fluviatile* et *P. flavescens* demeure décevante (Best, 1981 ; Dreyer, 1987 ; Goubier et Marchandise, 1990 ; Vlavourou, 1991). Ces élevages sont envisageables à condition qu'un approvisionnement abondant en zooplancton vivant soit fourni durant plusieurs jours (Hokanson, 1978 ; Furnass, 1979 ; Best, 1981 ; Hinshaw, 1986 ; Awais, 1992 ; Ribi, 1992), avant d'introduire l'aliment artificiel (Hale et Carlson, 1972 ; Mélard et Philippart, 1984 ; Mélard et al. 1994 ; Tamazouzt et Capdeville). Il nous est apparu opportun d'évaluer les possibilités d'utiliser des microparticules d'une taille inférieure ou égale à celle des premiers micro-organismes ingérés en milieu naturel (inférieure à 200 microns).

Les besoins nutritionnels des larves de *Clarias gariepinus* sont encore très mal connus. Seuls deux travaux sur la composition en acides gras essentiels de larves élevées dans des conditions artificielles (Awais et al. 1992) et dans des conditions naturelles en étang aménagé (Fiogbé et al., 1994) sont publiés. Le rôle sans cesse grandissant des acides gras essentiels sur les larves de poissons d'élevage est fortement argumenté (Leray et Pelletier, 1985 ; Kaushik, 1990 ; Radünz-Neto, 1993). Ces auteurs précisent qu'une carence en acides gras de la série (n-3) et/ou (n-6) provoque non seulement un retard dans la croissance, mais aussi des anomalies dans le développement corporel aux conséquences néfastes pour la survie. Dans notre expérimentation nous avons étudié les différentes méthodes d'alimentation des larves de *Clarias gariepinus* avant de faire un essai avec trois aliments différents :

1- un régime composé de 100% des proies vivantes zooplancton (rotifères, nauplius de copépodes et de cladocères)

2-un aliment entièrement artificiel à 46% de protéines.

3- un régime mixte composé de 50% d'aliment artificiel et 50% d'aliment naturel.

Le poids moyen des larves était comparé pour les 3 régimes alimentaires du début à la fin de l'expérimentation.

Les résultats obtenus par ses 3 régimes alimentaires permettent :

De conclure que les poids moyens obtenus ne diffèrent pas significativement bien qu'il existe une corrélation dite positive entre l'aliment naturel et artificiel puisque le poids moyen final du régime 3 associations de l'aliment artificiel et naturel étaient légèrement supérieur.

Mot clés: Clarias gariepinus ; daphnies, rotifères, nauplius de copépodes et de cladocères.

ملخص

الهدف من تجربتنا في مزرعة تربية الأحياء المائية بعين -السلطان:

-أولاً من أجل يرقات القط الإفريقي ضمان غذاء طبيعي (للبداية) قادر على ضمان أقصى نمو بفضل غناه بالأحماض الأمينية والفيتامينات والعناصر النزرة .

- ثانياً تناول غذاء إصناعي بنسبة بروتين حوالي 45٪ ونرى تأثيره على النباتات الميكروبية والإنزيمية.

- ثالثاً ، دمج الإثنين من الأغذية الطبيعية والاصطناعية لمعرفة ما إذا كان هناك ما يسمى ارتباط إيجابي بين الغذاء الموزعين على اليرقات الناتجة عن التكاثر شبه الاصطناعي لأسماك القط الإفريقي المتحصل عليها من خلال ارتفاع و انخفاض نسبة المياه (whédos) والعتور على غذاء الذي يلبي متطلبات نمو اليرقات.

تمت هذه الدراسة في مزرعة عين سلطان على ثروة حيوانية التي تمت تربيتها في الموقع من سن 3 أشهر حتى النضج الجنسي.

تأتي من مجموعة القط الإفريقي الذي تم ولادته في واد سوف.

درسنا أولاً الطرق المختلفة لتغذية اليرقات مباشرة بعد ارتشاف كيس الصفار، قبل اختيار غذاء طبيعي، ثم غذاء اصطناعي وأخيراً غذاء مختلط .

تعتبر تربية اليرقات من أكثر المراحل حساسية في دورة الإنتاج المكثفة. وتتمثل الصعوبات بشكل رئيسي في التغذية والفسولوجية (Dabrowski؛ 1983) ، هم أكثر أهمية لأن اليرقات المعنية صغيرة عند الولادة (الأنواع مع البيض الصغير).

إن تأثير حجم الجسيمات على كفاءة التغذية وإمكانات تربية ليرقات أسماك المياه العذبة أو البحرية أمر مؤكد على نطاق واسع(Thorpe et Wankowski, 1979 ; Confer et Lake, 1987 ; Paszkowski et Tonn, 1994) .

منطقياً، وجد أن جزيئات الطعام الصغيرة جداً يصعب اكتشافها بواسطة اليرقات، بينما يصعب استيعاب الجزيئات الأكبر حجماً (Wankowski et Thorpe, 1979 ; Hasan et Macintosh, 1992).

يوضح Confer and Lake (1987) ، في *Perca flavescens* ، أن الطعام الذي يعتمد على برغوث الماء الصغير أو الكبير يؤدي إلى نمو أقل مقارنة بالنظام الغذائي الذي يعتمد على **بِرَاغِيْثِ الْمَاءِ** ذات الأحجام المتوسطة . ومع ذلك، يختلف تفضيل حجم الغذاء خلال الأيام القليلة الأولى من التغذية في *Dicentrarchus labrax* ، سواء كان نظاماً غذائياً طبيعياً أو مركباً (Cavalier, 1989). الاستخدام الحصري للأغذية المركبة لتربية اليرقات للأنواع وثيقة الصلة والمترابطة التي تعيش في نفس البيئة الحيوية ،مثل *P. fluviatile* و *P. flavescens* يظل مخيباً للآمال (Best, 1991 ; Vlavonou, 1990 ; Goubier et Marchandise, 1990 ; Dreyer, 1987 ; 1981). هذه الثقافات ممكنة بشرط توفير إمدادات وفيرة من العوالق الحيوانية الحية لعدة أيام ؛ Best, 1981 ; Furnass, 1979 ; Hokanson, 1978) ، (Hinshaw, 1986 ; Awais, 1992 ; Ribi, 1992) قبل تقديم أغذية اصطناعية (Hale et Carlson, 1972 ;)

تقييم إمكانيات استخدام الجسيمات الدقيقة بحجم أقل من أو يساوي حجم الكائنات الحية الدقيقة الأولى التي تم تناولها في البيئة الطبيعية (أقل من 200 ميكرون).

لا تزال المتطلبات الغذائية ليرقات السمك القط الإفريقي غير مفهومة جيداً. تم نشر دراستين فقط عن تركيبة الأحماض الدهنية الأساسية لليرقات التي تمت تربيتها في ظروف صناعية (Awaiss et al. 1992) وتحت الظروف الطبيعية في الأحواض المتطورة (Fiogbé et al., 1994). تمت مناقشة الدور المتزايد باستمرار للأحماض الدهنية الأساسية على يرقات الأسماك المستزرعة (Leray et Pelletier, 1985 ; Kaushik, 1990 ; Radünz-Neto, 1993). يشير هؤلاء المؤلفون إلى أن النقص في الأحماض الدهنية من سلسلة (n-3) و / أو (n-6) لا يتسبب فقط في تأخر النمو، بل يؤدي أيضاً إلى حدوث خلل في النمو الجسدي مع عواقب ضارة على البقاء حياً.

في تجربتنا، درسنا طرق التغذية المختلفة ليرقات القرموط (سمك القط الإفريقي) قبل إجراء اختبار بثلاثة أطعمة مختلفة:

- 1- نظام غذائي يتكون من 100% من فريسة العوالق الحيوانية الحية (الروتيفر، مجدافيات الأرجل، نوبليوس كلادوسيران)
- 2- غذاء اصطناعي بالكامل يحتوي على 46% بروتين.
- 3- نظام غذائي مختلط يتكون من 50% أغذية صناعية و 50% أغذية طبيعية.

تمت مقارنة متوسط وزن اليرقات للوجبات الثلاثة من بداية التجربة وحتى نهاية التجربة.

تسمح النتائج التي تم الحصول عليها من خلال 3 حميات:

لاستنتاج أن متوسط الأوزان التي تم الحصول عليها لا تختلف بشكل كبير على الرغم من وجود ما يسمى ارتباط إيجابي بين الغذاء الطبيعي والاصطناعي حيث أن متوسط الوزن النهائي للغذاء 3 المركب من الغذاء الاصطناعي والطبيعي كان أعلى قليلاً.

الكلمات المفتاحية: سمك القط الإفريقي; *Clarias gariepinus*; نمو اليرقات; برغوث دافنيا *daphnie*

; *nauplius de copépe et du cladocères* مجدافيات الأرجل و قشريات الكلاوسيران.

Abstract

The purpose of our experiment farm aquaculture farming Ain -soltane was to ensure:

- Firstly, for the larvae of *Clarias gariepinus* a starter food capable of ensuring maximum growth thanks to its richness in amino acids, vitamins and trace elements.
- Secondly, prepare an artificial food with a protein rate of around 45% and see its influence on the microbial and enzymatic flora.

- Thirdly, associate both natural and artificial foods to see if there is a known positive correlation between food distributed to larvae from the semi-artificial breeding of *Clarias gariepinus* obtained by flood and decreased (whédos) and found food that meets their larval growth requirements.

The purpose of this study was to develop an artificial feed for the larval rearing of African catfish reared at the Ain soltane fish farm in the Khemis -Miliana daïra. We first studied the different feeding methods of the larvae immediately after resorption of the yolk vesicle, before opting for a natural food, then an artificial food and finally a mixed food.

Larval fish rearing is the most delicate stage in an intensive production cycle. Difficulties are primarily food and physiological (Dabrowski, 1983); they are all the more important since the larvae concerned are small at birth (small-egg species). The influence of particle size on feed efficiency and zootechnical potential of marine or freshwater fish larvae is widely emphasized (Thorpe and Wankowski 1979; Confer and Lake, 1987; Paszkowski and Tonn, 1994). Logically, food particles that are too small are difficult to detect by larvae, while larger particles are difficult to ingest (Wankowski and Thorpe 1979; Hasan and Macintosh, 1992). Confer and Lake (1987) shows that *Perca flavescens*' diet of small or large daphnia induces lower growth compared to a diet of medium-sized daphnia. The preference for food size during the first feeding days, however, is different in *Dicentrarchus labrax* if it is a natural or compound diet (Cavalier 1989). The exclusive use of compound feeds for larval rearing of closely related and closely related species residing in the same biotope, such as *P. fluviatilis* and *P. flavescens*, remains disappointing (Best 1981; Dreyer, 1987; Goubier et Marchandise, 1990; Vlavourou, 1991). These breeding operations are possible provided an abundant supply of live zooplankton is provided for several days (Hokanson, 1978; Furnass, 1979; Best, 1981; Hinshaw, 1986; Awaiss, 1992; Ribí, 1992), before introducing artificial food (Hale and Carlson, 1972; Mélard and Philippart, 1984; Mélard et al. 1994; Tamazouzt and Capdeville. We considered it appropriate to evaluate the possibilities of using micro-particles of a size less than or equal to that of the first micro-organisms ingested in the natural environment (less than 200 microns). The nutritional needs of *Clarias gariepinus* larvae are still very little known. Only two studies on the composition of essential fatty acids of larvae reared under artificial conditions (Awaiss et al. 1992) and under natural conditions in managed ponds (Fiogbé et al. 1994) have been published. The ever-increasing role of essential fatty acids on cultured fish larvae is strongly argued (Leray and Pelletier, 1985; Kaushik, 1990; Radünz-Neto, 1993). These authors specify that a deficiency in fatty acids of the series (n-3) and/or (n-6) cause not

only a delay in growth, but also abnormalities in body development with adverse consequences for survival.

In our experiment we studied the different feeding methods of the larvae of *Clarias gariepinus* before making a test with three different feeds:

1. A diet composed of 100% live prey zooplankton (rotifers, nauplius of copepods and cladocerans)
2. An entirely artificial food with 46% protein.
3. A mixed diet consisting of 50% artificial food and 50% natural food.

The average weight of the larvae was compared to the 3 diets from the beginning to the end of the experiment.

The results achieved by its 3 diets allow concluding that the average weight obtained does not differ significantly although there is a so-called positive correlation that exists between the natural and artificial food since the final average weight of the diet 3 combination of the artificial food and natural was slightly higher.

Keywords: *C. gariepinus*; Catfish; rotifers, nauplius of copepods and cladocerans.

Introduction

Introduction

L'aquaculture mondiale est un secteur dynamique en plein essor contrairement à la pêche qui stagne autour de 90 millions de tonnes par an, l'aquaculture connaît une croissance annuelle de près de 8,6 %, ce qui est bien supérieur à la croissance de la production animale terrestre (FAO, 2014). Pour l'année 2012, la production mondiale de poissons de consommation issus de l'aquaculture a atteint 66,6 millions de tonnes (FAO, 2014) parmi les 158 millions de tonnes produites au total entre les pêches de capture et l'aquaculture.

Parmi les 32 espèces du genre clarias représentées en Afrique, *Clarias gariepinus* Burchell, 1822 revêt une grande importance commerciale en pêche et aquaculture tant sur le continent africain que le reste du monde. Son expansion est due à ses attributs zootechniques qui incluent une vitesse de croissance plus rapide, une résistance aux maladies et une possibilité de stockage à densité élevée (Wiecaszek et al, 2010). Les caractéristiques qui font de *C. gariepinus* un excellent candidat pour la pisciculture intensive sont multiples : (1) ses géniteurs produisent de grandes quantités d'œufs et de sperme toute l'année (2) il accepte une grande variété d'aliments artificiels bon marché (3) il supporte des densités élevées en conditions d'élevage (4) il tolère de mauvaises conditions environnementales (Hecht, Oellermann et Verheust, 1996) et (5) sa chair est très appréciée par une grande frange de la population africaine, donc sa commercialisation facile (Pruszynski, 2003; Ahotondji, 2012). Leurs capacités à survivre hors de l'eau pendant de longues périodes en font des poissons de choix pour l'aquaculture dans les pays tropicaux (Pillay, 1990). Par ailleurs, d'après Legendre *et al.* (1992), sur le plan aquacole, *C. gariepinus* est l'espèce la plus élevée à cause de sa grande capacité de tolérance des eaux, sa croissance rapide et son prix élevé sur le marché, son alimentation constituée des résidus ménagers, ainsi que de tout aliment disponible incluant les planctons, les larves d'insectes, les vers de terre et les détritiques (Mfwana *et al.*, 2016). Il est également capable de se reproduire en captivité et d'atteindre une taille de 7 kg (Holden et Reed, 1978; Idodo-Umeh, 2003). Il convertit efficacement les aliments, en particulier les mâles (Nweke et Ugwumba, 2005).

Le poisson-chat africain représente l'une des espèces de poisson disposant de Capacité génétique lui permettant de vivre dans des conditions extrêmes et dans différents écosystèmes. Ce poisson permet l'équilibre trophique de l'écosystème tout en assurant des rendements en poissons importants. Le poisson-chat africain représente une des espèces de poissons disposant d'importantes potentialités économiques dans le monde. Les performances zootechniques de cette espèce se sont révélées très fructueuses en pays tropicaux (Malengela,

2007). La technique de sa reproduction semi-artificielle relativement simple fait de ce poisson une des solutions pour le développement durable de la pisciculture en Afrique (Ducarme et Micha, 2003).

Le fait d'avoir introduit ces poissons dans un milieu artificiel (ferme de Ain Soltane) proche de leur milieu naturel Whedos en Afrique permet d'obtenir très aisément leur reproduction, car on crée grâce à la décrue et crue des conditions similaires que celle vécue naturellement en Afrique au Nigeria et au Tchad qui stimule les géniteurs à se reproduire.

Le grand intérêt de cette pratique est qu'elle est presque naturelle elle fait appel à la phylogénèse de ces espèces qui naturellement se reproduise quand des conditions du milieu sont favorables. .

Pour ce faire, ce mémoire s'articule sur trois grandes parties qui sont :

Dans la première partie, une présentation générale de l'espèce étudiée

La deuxième partie, les matériels et méthodes

La troisième partie englobe les résultats dégagés ainsi que leurs interprétations .Enfin une conclusion générale et des perspectives pour réaliser à l'avenir vont finaliser notre travail de thèse.

Partie théorique

Chapitre I Généralité

I.1 Description de l'espèce *clarias gariepinus* (Burchell, 1822):

I.1.1 Définition

Clarias est un poisson de grosse taille reconnaissable à son corps allongé et sans écaille, à sa gueule large et à ses quatre paires de barbillons. L'un des noms communs de ce dernier est <poisson chat qui marche> ; car, comme le suggère justement son nom, il est capable de se déplacer d'une mare à une autre dès lors que celle dans laquelle il se trouvait ne suffit plus à sa survie.

Le genre Clarias est un des douze genres de Clariidae présents en Afrique ; il est subdivisé en six sous-genres (Richir, 2004).

Clarias gariepinus (Burchell, 1822) qui appartient à la famille des Clariidae est une espèce économiquement importante des espèces de poissons d'eau douce, *Clarias gariepinus* a une suite unique de morphologiques, physiologiques, écologiques et traits de comportement qui lui permettent de réussir eaux douces (Bruton, 1979a)

Le poisson-chat africain (*Clarias gariepinus*) fig(01) (Syn. *C. lazera* C & V) est le plus étudié, il est de haute importance significative pour la pêche en Afrique (Teugels, 1996) Cette espèce possède un nombre très élevé de branchiospines sur le premier arc branchial et le nombre doit être corrèle avec la LS 24-110 mm, la tête est longue ($m = 30,8 \% LS$). taille maximale ;700mm LT (Guy G. TEUGELS)



Figure 1: *Clarias gariepinus* burchell, 1822 (originale)

I.2 Morphologie

Poisson-chat nord-africain - *Clarias gariepinus* Burchell, 1822 (Famille des Clariidés) a une peau sans écaille et couverte de mucus (le Berre.1989) et un ventre blanchâtre avec une tête aplatie et bien ossifiée, une bouche longue et hautement entourée de quatre paires de barbillons et garnie de bandes de dents vili formes au granuleuse. Formant de plaques au niveau des mâchoires et du vomer (DJOKO, 2002).

Cette espèce se caractérisée par un Corps fortement comprimé vers la queue (Figure 02), Couleur allant du noir assez prononcé au brun clair, souvent avec des taches aux nuances vert olive et grises, parties inférieures de la tête et de l'abdomen blancs, souvent avec l'extrémité des nageoires rougeoyant, surtout au moment du frai (Teugels, 1986, 1996; Skelton, 1993). Ses nageoires pectorales sont formées d'épines fortement développées assurant la locomotion hors de l'eau et servant en même temps à sa protection.

Par ailleurs, *C. gariepinus* est doté de longues nageoires dorsale toujours sans épine et anale; la nageoire pectorale possède une forte épine (Richir, 2004; Coppens, 2012). Il est pourvu d'organes sensoriels non visuels bien développés : les barbillons péribuccaux (une paire dorsale, une paire maxillaire, deux paires mandibulaire interne et externe qui servent essentiellement à détecter la nourriture (Bruton, 1996 ; Baras et Lalèyè, 2003). qui jouent le rôle de détecteur des proies).

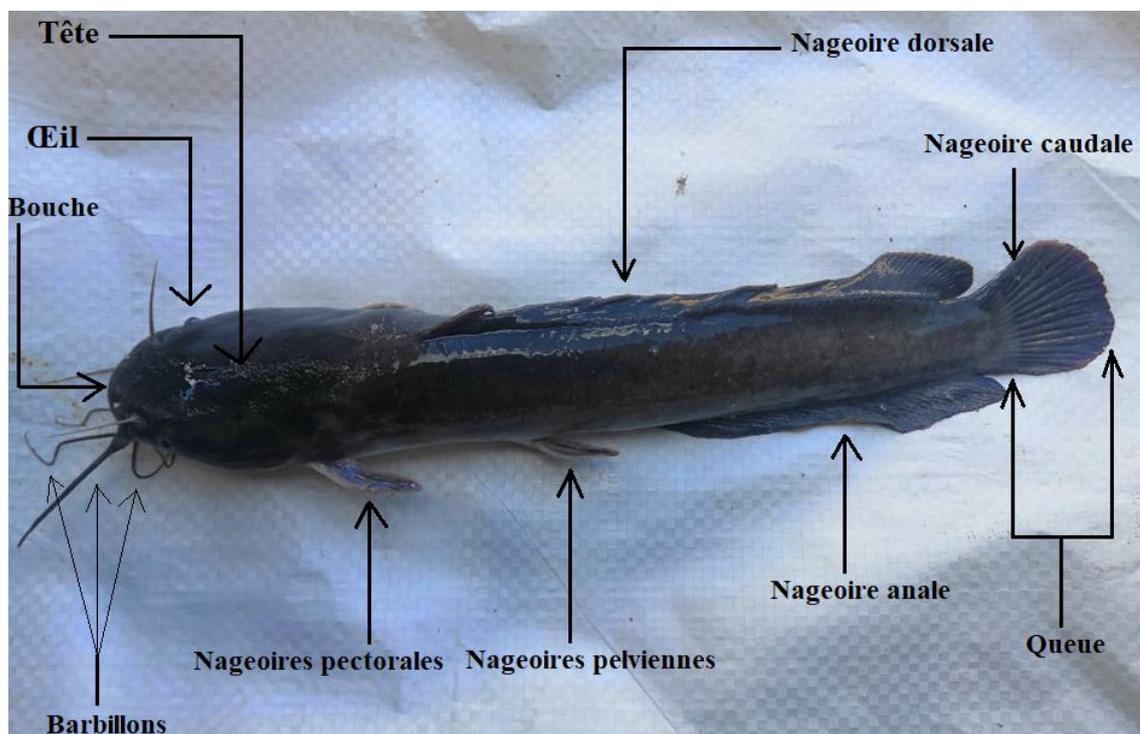


Figure 2-a:morphologie de poisson chat africain (originale).



Figure 2-b:morphologie de poisson chat africain (originale).

I.3 Systématique

Les caractéristiques taxonomiques (Diallo et Thiam, 2010) du poisson chat africain *Clarias gariepinus* Burchell, 1822 fig. (03) dans le tableau (01) suivant :

Règne :	Animal
Embranchement :	Chordatés
Sous-embranchement :	Vertébrés
Super-classe :	Ostéichtyens
Sous-classe :	Neopterygii
Super-ordre :	Acanthopterygii
Ordre :	Siluriformes
Famille :	Clariidae
Genre :	Clarias
Nom binominal :	<i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822)



Figure 3:*Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) (by Alon Meir)

Tableau 1:systématique de *Clarias gariepinus*.

I.4 Ecologie

Clarias gariepinus est une espèce à large valence écologique. C'est une espèce euryèce et eurytope (Micha, 2006). habite les eaux calmes et les lacs des ruisseaux , des rivières des marais de plaines d'inondation dont certains sont soumis à des séchages saisonnés le plus souvent , les habitats fréquentés sont des plaines d'inondations, des marécages et des bassins (Bruton ;Clay in de Graaf et Janssen , 1996).

Chapitre I Revue bibliographique

La température optimale de croissance se situe entre 26 et 30°C (Baras et Jobling, 2002). Il est capable de survivre dans des milieux très peu oxygénés grâce à une respiration 'pulmonaire' consistant à gober l'air en surface ; il est donc très peu exigeant en oxygène dissous. La concentration en oxygène dissous requise pour une bonne croissance est environ 3 mg/l pour les fingerlings (Viveen et *al.*, 1985).

Il tolère facilement les eaux turbides ainsi que la surdensité. En conditions d'élevage, la forte densité réduit le stress (jusqu'à 500 kg de poisson / m³) (Richir J, 2004).

De même il peut supporter jusqu'à 15 g/l de salinité (Lévêque & Quensièrre, 1988). Les meilleures valeurs du pH en aquaculture sont celles situées entre 6,5 et 9 (Kanangire, 2001).

Les formes d'azote toxiques pour ce poisson sont l'ammoniac (NH₃) et les nitrites (NO₂). Pour une bonne croissance en général, le taux doit être inférieur à 0,05 mg/l pour NO₂, mais il peut tolérer de fortes concentrations d'ammoniac de l'ordre 0,1 mg/l et de nitrite (10 –15 mg/l) et le nitrate (NO₃) max. 50 mg/litre (FAO/WUR, 2012).

Le poisson chat africain est un carnivore à tendance omnivore et en élevage les aliments artificiels granulés sont bien acceptés par ce dernier. *C. gariepinus* fait partie des poissons qui fouillent la vase du fond de l'eau pour en extraire les débris végétaux, larves d'insectes, graines et détritux animaux. En milieu naturel *C. gariepinus* se nourrit de zooplancton, d'insectes, d'organismes benthiques ainsi que d'autres proies animales aquatiques telles que les grenouilles, les gastéropodes, les crevettes, les crabes, etc., mais sa nourriture essentielle demeure le poisson (Micha, 1973).

I.4.1 Habitat (Fao) :

Cette espèce se trouve dans les lacs, les ruisseaux, les rivières, les marécages et les plaines inondables, dont beaucoup sont soumis à un assèchement saisonnier. Les habitats les plus courants sont les marécages et les étangs des plaines inondables où ils peuvent survivre pendant la (les) saison(s) sèche(s) en raison de leurs organes accessoires de respiration. *Clarias gariepinus* entreprennent des migrations latérales depuis les plus grands plans d'eau, dans lesquels ils se nourrissent et mûrissent vers l'âge de 12 mois, vers les zones marginales temporairement inondées afin de se reproduire. Ces migrations reproductives ont généralement lieu peu de temps après le début de la ou des saisons des pluies (FAO).

I.4.2 Répartition géographique:

Clarias gariepinus, généralement considéré comme l'une des espèces de poissons Chats tropicaux les plus importantes pour l'aquaculture, Selon Paugy et al. (2004), la distribution est presque panafricaine, s'étendant du Nil en Afrique occidentale et de l'Algérie en Afrique Australe. (De Graaf et Janssen, 1996), serait absente dans la partie maghrébine, dans la haute et basse Guinée ainsi que dans la province du Cap.

La répartition géographique du poisson-chat:

Nord-africain couvre un vaste espace : du fleuve Gariep (Orange), au nord de l'Afrique du Sud, à l'Europe de l'Est et au Moyen-Orient, en passant par l'Afrique centrale, occidentale et septentrionale. De toutes les espèces de poissons d'eau douce, c'est celle qui présente la plus vaste distribution latitudinale (environ 70 degrés de latitude) (de Moor et Bruton, 1988). Très largement utilisée dans l'élevage aquacole, on retrouve cette espèce dans de nombreuses régions du monde (Welcome, 1988, Na-Nakorn et Brummett, 2009).

En Afrique de l'Ouest, l'espèce est commune dans le lac Tchad, dans les bassins du Chari et du Logone, de la Bénoué, du Niger, de l'Oshun, de l'Ogun, de l'Ouémé, du Mono, de la Volta, du Bandama, de la Haute Comoé et du Sénégal.

En Algérie: On trouve *C.gariepinus* dans la région du Oued tikhammalt, Oued Tarat et Oued Iszien) , Temacine et Sidi bouhania , Zibans (Tolga et Biskra) dans Oued Righ au niveau de Merdjadja , aussi à Tassili N'ajjer(Iherir,Tadjeradjeri, (figure02),(LeBerre,1989) fig (04).

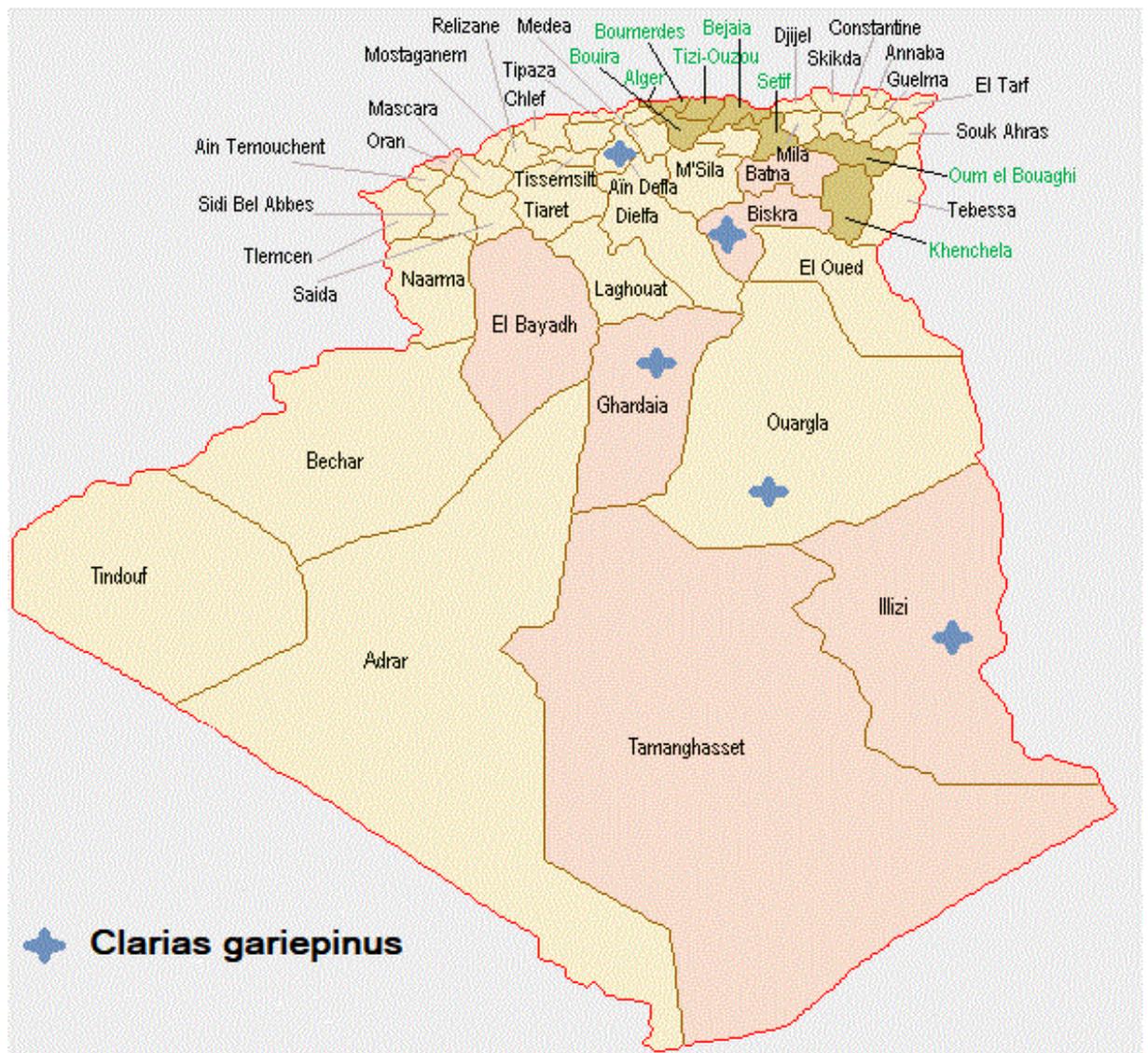


Figure 4: Distribution géographique de *Clarias gariepinus* en Algérie.

I.5 Régime Alimentaire:

En milieu naturel, *Clarias gariepinus* est omnivore. Il consomme des insectes, des crabes, du plancton, des poissons, des cadavres, des plantes et des fruits (Fermon, 2011). C'est donc une espèce euryphage (Bruton, 1979) et opportuniste (Clay, 1979). Le régime alimentaire variant en fonction de la taille : les juvéniles se nourrissent dans l'ordre de préférence décroissant, d'insectes et de crustacés, de mollusques, de détritiques et de plancton ; les adultes et les sub-adultes, principalement de poisson (Bruton, 1979 ; VanWeerd, 1995).

En élevage, le régime alimentaire de *C. gariepinus* est composé de nauplii d'*Artemia*, d'aliments artificiels de fermes fabriqués à base de sous-produits agricoles, ou d'aliments commerciaux.

Chapitre I Revue bibliographique

La synthèse de quelques sous-produits alimentaires et autres additifs utilisables en pisciculture a été présentée par plusieurs auteurs (Yashouv et Chervinski, 1971 ; Hastings, 1973; Richir, 2004 ; Imorou Toko, 2007) et on aperçoit que la composition d'un aliment équilibré à la fois en protéines, lipides, glucides, sels minéraux et vitamines, influence grandement la croissance, la production et le comportement des poissons (Benabdellah,2011).

C. gariepinus est généralement non agressif traque omnivore prédateur qui chasse la nuit dans eaux troubles utilisant des organes sensoriels primaires non visuels en particulier, le sens du toucher à travers les barbillons et des organes tactiles sur la bouche et la peau (Bruton,1996).

I.6 Reproduction

Il existe plusieurs méthodes de reproduction des poissons d'élevage. Leur choix est fonction de la biologie de la reproduction des espèces considérées, des conditions ambiantes locales et des installations disponibles. Ces méthodes peuvent être classées en trois catégories: reproduction naturelle; reproduction semi-naturelle; reproduction artificielle.

Maturité sexuelle, ponte et reproduction:

- Dimorphisme sexuel (différence morphologique entre le mâle et la femelle) existant chez les individus matures
- Reproduction en milieu naturel une fois l'an, ponte sur substrat, pas de garde parentale, pas de reproduction naturelle en étang
- Reproduction massive se faisant de façon artificielle *Clarias gariepinus* atteints leur maturité sexuelle à l'âge de 2 ou 3 ans pour une taille qui varie fortement en fonction des conditions environnementales (température, régime alimentaire, etc.) de son milieu de vie, celle-ci pouvant aller de 15 à 75 cm selon les auteurs (Clay, 1979 ; Hecht, 1996 ; Pillay, 1990).

Les poissons font une migration latérale vers les plaines d'inondation pour se reproduire et retournent après à la rivière ou au lac.

I.6.1 Type Reproduction :

Dans la nature, le poisson-chat africain a un cycle discontinu de reproduction régulé par gonadotropes cycliquement actif (Peute et al., 1984).

La méthode de reproduction la plus efficace chez *C. gariepinus* est la reproduction semi-artificielle et artificielle.

Clarias gariepinus est également capable de se reproduire en captivité et d'atteindre une taille de 7 kg (Holden et Reed, 1978; Idodo-Umeh, 2003).

a) Reproduction naturelle:

La maturité sexuelle est atteinte en milieu naturel après un an, la femelle (géniteur) ayant un poids d'environ 200g ((De Graaf *et al*, 1995). La reproduction est saisonnière chez le *Clarias*, liée à la maturation saisonnière des gonades. Bruton (1979 b) indique qu'elle survient pendant les périodes de pluies et dépend de la disponibilité de la végétation aquatique récemment inondée. La reproduction est influencée par la température, la photo-périodicité et le mouvement d'eau. La maturité des gonades commence généralement en mars après le retour des pluies marquées par une production suffisante de l'hormone gonadotrophine et atteint le pic en juin (De Graaf et al, 1996). Une fois les gonades matures, l'animal est prêt pour la reproduction. Pour cette espèce, Micha (1973) a montré que la fécondité varie de 2804 à 337 160 ovules pour les femelles de 28,0 à 73,0 cm de longueur totale.

b) Reproduction semi- naturelle par traitement hormonal :

En ce qui concerne la reproduction semi- naturelle les poissons(en général seulement les femelles) reçoivent initialement une injection de produits chimiques, par exemple :

D'extrait de glande pituitaire, qui déclenche le processus de reproduction.

Mâles et femelles sont ensuite rassemblés dans une zone de ponte spécialement préparée, par exemple un petit étang herbeux ou un enclos où la ponte a lieu.

Les œufs fertilisés sont généralement recueillis puis élevés dans des conditions privilégiées, naturelles ou artificielles. (FAO) Pour la reproduction hormonale (semi artificielle ou artificielle), les hormones suivantes sont généralement utilisées:

- DOCA (acétate de désoxycorticostéroïde), 2,5-5 mg pour 100 g de femelle. Un inconvénient de l'utilisation de cette hormone est qu'elle est principalement en suspension dans l'huile, ce qui provoque des ulcères graves sur la femelle injectée.

- HCG (gonadotrophine chorionique humaine), 25 UI pour 100 g de femelle. Cette hormone fonctionne bien, mais coûte cher.

- Pituitaires du poisson-chat africain (*Clarias gariepinus*). Un poisson-chat femelle répondra une fois injecté avec l'hypophyse d'un poisson-chat (mâle ou femelle) de taille égale.

I.6.2 Les conditions de la reproduction chez *clarias gariepinus* :

a) Température :

Comme la reproduction, la croissance du *clarias gariepinus* est fortement dépendante de la température ainsi que d'autres facteurs environnementaux tels que la densité du stockage, la durée d'éclairage, l'alimentation, etc. (Bars et al, 2001 cités Kambashi, 2006). Selon Teugels (1986), *Clarias gariepinus* résiste aux fortes variations de la température (entre 8 et 30°C). La température de reproduction est supérieure à 18°C et l'éclosion a lieu entre 17 et 32°C.

- La Température Facteur prépondérant qui influence la reproduction (latence, incubation) éclosion des œufs et survie des larves: nulles à 20°C, minimales à 23°C, optimales de 25 – 30°C c'est le facteur environnemental ayant l'influence la plus marquée sur la consommation d'aliment, l'efficacité de transformation énergétique et la croissance.

b) Oxygène dissous dans l'eau :

L'oxygène est un élément essentiel à la vie des organismes aquatiques, conditionnant à la fois leur abondance et des phénomènes biologiques comme la reproduction.

c) L'éclairage :

Clarias gariepinus étant un Siluriformes généralement poissons de fond à vie nocturne (poli et goss, 1995). Les conditions d'éclairage des poissons sont parmi les conditions les plus difficiles à appréhender dans le milieu naturel ou semi-naturel (luminosité, hétérogénéité d'éclairage du milieu ...).

d) Le pH :

Le pH (6,5 à 8) est favorable à la reproduction, son élévation brusque notamment des étangs fertilisés peut conduire à de fortes mortalités des larves, il en est de même de l'ammoniac, des nitrites.

• Effet important de la photopériode

pH : Un chaulage (2,2t/ha) pour l'élévation en cas de faible pH ou un renouvellement d'eau important dans le cas contraire.

I.7 Production

Le poisson chat africain, *Clarias gariepinus*, est fort apprécié en Afrique et atteint des prix élevés sur les marchés des grandes villes (2 - 3 Euro/kg). Bien qu'il soit domestiqué depuis 1974 et que sa production se développe en Europe, en Asie et en Amérique latine, la production africaine stagne. *Clarias gariepinus* a été élevé pour près de 20 ans en Afrique avec

un succès mitigé; la ferme totale la production de cette espèce n'étant que de 3 978 tonnes métriques ou 7,4% de la production totale de poisson d'élevage de 69 434 tonnes en Afrique en 1994. Hogendoorn (1980) et Hogendoorn et Vismans, (1980) a développé avec succès un programme intensif système de production pour la production d'alevins de poisson-chat africains sur la base de l'utilisation d'*Artemia salina* nauplii et d'une entrée de truite comme aliment.

Cependant, l'existence de méthodes et manuels agricoles réalisables (Viveen et al., 1985) ne garantit pas une mise en œuvre réussie, car l'impact des conditions socio-économiques et techniques locales est plus souvent sous-estimé (Anonymous, 1987b).

I.8 Généralité sur les hormones:

La reproduction est sous le contrôle de l'axe cerveau-hypophyse-gonade (LEGENDRE et JALABERT, 1988; GOOS et RICHTER, 1996). Chez l'ensemble des vertébrés, la fonction gonadique et plus généralement la fonction de reproduction sont dépendantes de régulations issues du système nerveux central. Plus spécifiquement, le cerveau et l'hypophyse constituent un complexe, l'axe hypothalamohypophysaire, dont la fonction est d'intégrer les informations de différents facteurs externes (photopériode, nutrition) et internes (signaux hormonaux, peptidiques) et de les retranscrire sous forme de signaux endocriniens afin d'assurer le développement et la régulation de l'axe reproducteur.

Au niveau de l'hypothalamus, de nombreux réseaux neuroendocrines agissent de manière coordonnée pour réguler la fonction hypophysaire. Au cœur de ces réseaux, la GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone) occupe un rôle central. L'hypophyse, quant à elle, intègre les informations d'origine hypothalamique et les relaie sous forme de sécrétion des gonadotropines FSH et LH. Ces gonadotropines hypophysaires jouent un rôle essentiel dans le contrôle des activités gamétogénétiques et endocrines des gonades.

La GnRH stimule l'adénohypophyse pour la libération des gonadotrophines : la LH (hormone lutéinisante) et la FSH (hormone folliculo-stimulante) appelées aussi chez les poissons GtH-I and GtH-II respectivement. Chez les femelles, il existe au niveau des ovaires, sur les cellules de la granulosa des récepteurs spécifiques à la FSH (FSHR). Les récepteurs spécifiques à la LH (LHR) sont localisés au niveau des cellules de la thèque. La fixation de la LH sur ces récepteurs induit la production d'androgène et ultérieurement l'ovulation. Le rôle principal de cette hormone consiste à stimuler la maturation folliculaire et la conversion des androgènes en œstrogènes par aromatisation.

Chapitre I Revue bibliographique

Chez les mâles, les FSHR sont localisés au niveau des testicules sur les cellules de Sertoli. La FSH stimulerait la prolifération des cellules de Sertoli par action paracrine ainsi que la spermatogénèse, mais son rôle exact n'est pas complètement élucidé. Les LHR se trouvent sur les cellules de Leydig. La formation du complexe LH-LHR stimule et régule la synthèse d'androgènes (Themmen et Huhtaniemi 2000).

Les gonadotrophines stimulent le développement des gonades et la production des hormones stéroïdiennes : le 17β -œstradiol (E2) chez les femelles, la testostérone (T) et principalement la 11-kétotestostérone (11KT) chez les mâles ainsi que les MIHs (maturation inducing hormones) chez les deux sexes. Effectivement, le principal androgène chez les poissons mâles est la 11KT et la principale hormone œstrogénique chez les femelles est l'œstradiol. Ce dernier agit différemment par rapport aux mammifères. La différence réside essentiellement dans la stimulation du foie, son organe cible, pour produire une protéine précurseur du vitellus, la vitellogénine qui sera incorporée dans les ovocytes sous l'effet de la FSH (Nagahama et Yamashita 2008). Cette protéine sert de réserve de nutriments aux embryons et aux larves.

Les rôles précis de la FSH et la LH restent mal connus chez les poissons. Les FSHR sont présents sur les cellules de Sertoli (Petersen et Söder 2006), cependant, d'autres études ont démontré que des FSHR existent également sur les cellules de Leydig chez l'anguille du Japon (*Anguilla japonica*, Temminck & Schlegel, 1846) et le poisson chat (*Clarias gariepinus*, Burchell, 1822) (Ohta et al. 2007; García-López et al. 2009).

La méthode de reproduction la plus efficace chez *C. gariepinus* est la reproduction artificielle caractérisée par trois principales étapes que sont : le choix des géniteurs basé sur des critères externes, l'induction hormonale de la ponte et l'incubation (Rukera Tabaro, Micha, et Ducarme, 2005).

Pour le choix judicieux des géniteurs, on repère les bonnes femelles reproductrices les plus matures, par la rondeur de l'abdomen bien gonflé et dilaté qui sous légère pression émet quelques ovules. Pour les mâles, il convient de prendre les plus gros, ce qui signifie très souvent que leurs testicules sont bien développés et pleins de sperme laiteux (Ducarme et Micha, 2003; Rukera Tabaro, Micha, et Ducarme, 2005).

La reproduction avec traitement hormonal comprend le choix de l'hormone et la dose à injecter aux femelles matures. Différentes hormones sont couramment utilisées en intramusculaire ou en sous-cutané pour induire la maturation finale ou l'ovulation chez

Chapitre I Revue bibliographique

Clarias gariepinus (Imorou Toko, 2007): ce sont le HCG (Human Chorionic Gonadotropin : 25 UI 100g⁻¹ de femelle), la LH (LuteiningHormon : 0,5 ml kg⁻¹ de femelle), le DOCA (Desoxycorticosteroïd Acetate :2,5-5 mg 100g⁻¹ de femelle) ou Ovaprim® (LH-RHa + antagoniste de la dopamine : 0,5 ml kg⁻¹ de femelle), le progestatif, la pimozide. Otémé, Hem, et Legendre (1996) ont obtenu 100% d'ovulation après une seule injection intramusculaire de HCG à la dose optimale de 1,5 UI g⁻¹ de femelle.

Cependant, dans certaines conditions, l'utilisation de suspensions hypophysaires de carpe, de poissons-chats, de tilapia ou de grenouille est pourtant préférée (Nwadukwe, 1993 ; Nwadukwe, Ayinla, et Abby-Kalio, 1993 ; de Graaf et Janssen, 1996 ; Ducarme et Micha, 2003; Adebayo et Fagbenro, 2004; Nwokoye, Nwuba, et Eyo, 2007).

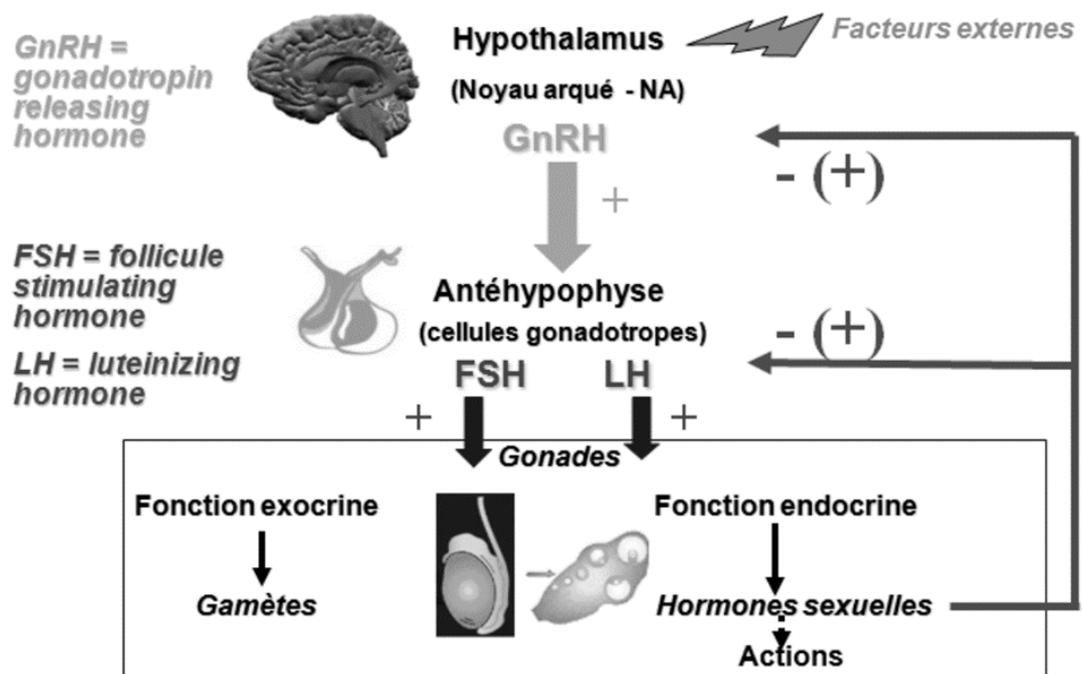


Figure 5: Axe gonadotrope.

I.9 Hypophyse :

L'hypophyse est la principale glande endocrine contrôlant les processus physiologiques des vertébrés, il est constitué de deux types de tissus endocriniens: l'adénohypophyse et la neurohypophyse (Grandi et Chicca, 2004) jouent un rôle central dans la régulation de la reproduction Fig. (06).

Comme les autres vertébrés, l'hypophyse des poissons sécrète deux types d'hormones gonadotropes. Ces gonadotrophines étaient anciennement nommées GtH I et GtH II. L'évolution des connaissances dans la biologie des poissons a permis d'assimiler la GTH I à

Chapitre I Revue bibliographique

la folliculostimuline (FSH : Follicule Stimulating Hormone) et la GtH II à l'hormone lutéinisante (LH : Luteinizing Hormone) des autres vertébrés (Christine, 2007).

Cette glycoprotéique contrôle la gamétogenèse, la maturation des gamètes, l'ovulation et la spermatogenèse. Elle intervient par l'intermédiaire d'une stimulation de la sécrétion des stéroïdes sexuels (Bruslé et Quignard, 2004).

Enfin, les stéroïdes gonadiques agissent en retour sur l'activité de l'axe cerveau hypophyse par des actions inhibitrices ou stimulatrices selon l'étape du cycle reproducteur (rétrocontrôles négatif ou positif) (Dufour, 1994).

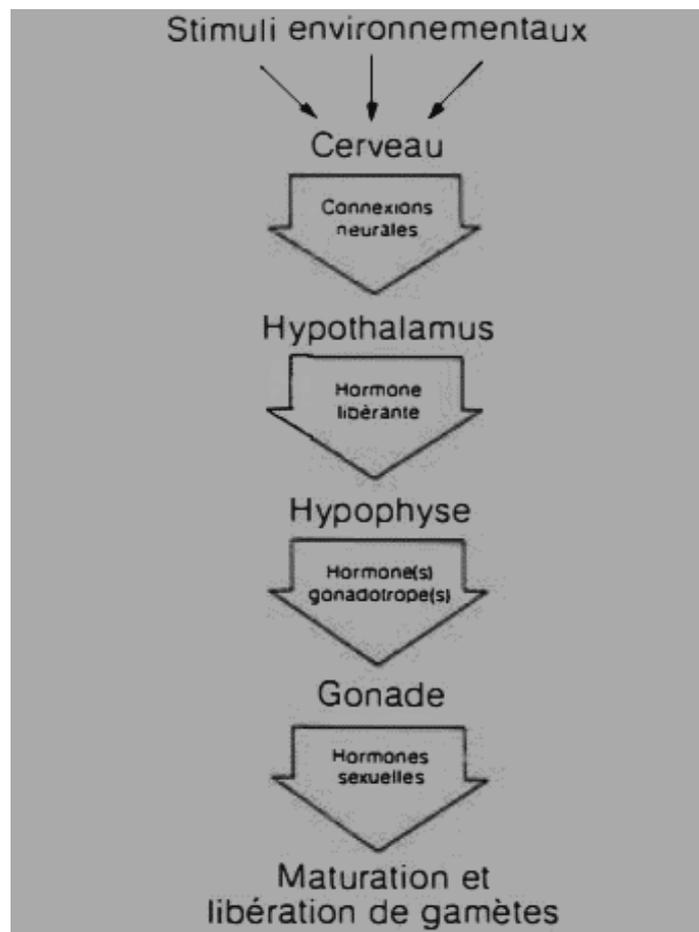


Figure 6: Principaux maillons de la chaîne physiologique des événements qui vont de la réception des stimuli environnementaux à la libération des gamètes matures. (Harvey et coll., 1 980)

I.10 GNRH :

Gonadolibérines GnRH et dopamine DA d'origine Hypothalamique L'hypothalamus élabore des neuro-hormones, les gonadolibérines ou "Gonadotropin releasing Hormones" GnRH qui stimulent la sécrétion des gonadotrophines GTH I-II (Bruslé et Quignard, 2004).

La dopamine DA hypothalamique exerce une action inhibitrice sur la libération des GTH (Bruslé et Quignard, 2004).

Chapitre I Revue bibliographique

Dans le poisson chat africain, deux formes différentes de GnRH ont été identifiées : GnRH-I et GnRH-II. (Bogerd al. in Dubois et al., 2001).

La GNRH c'est une hormone stimulante de la sécrétion de l'hormone endogène gonadotrophine(GtH), elle est aussi utilisée pour résoudre le problème d'asynchronisme pendant la frai (Froud Bosak Kahkesh et al., 2010).

Les agonistes synthétiques de la gonadolibérine (GnRHa) qui agissent au niveau de l'hypophyse pour induire la libération de la LH endogène magasins, qui, dans agissent à leur tour au niveau de la gonade et induire la stéroïdogenèse et le processus de la maturation ovocytaire et spermiation (Constantinos et al, 2010). (Nasri, S. guendouz, Ch. (2013).

Chapitre II :
Matériel et méthodes

Chapitre II : PARTIE PRATIQUE

MATERIELS ET METHODES

II.1 Site expérimental :

Nous avons réalisé notre protocole expérimental de la reproduction semi-artificielles *et l'alimentation des larves de C.gariepinus* dans la ferme piscicole située à Ain Soltane (daira de Khemis-Miliana, W. d'Ain –Defla) pendant la période qui s'étend du 15 avril au 15 juillet 2020.

Ce site est localisé à plus 10 km de la ville d'Ain –Soltane. La superficie de la ferme est de 20 ha elle est située dans la plaine du Chélif, la terre est irriguée par une eau albienne pompée à 50 l secondes. Cette ferme s'occupe de l'élevage de poissons carnassiers, de poisson chat africain de Tilapia, ainsi que des cyprinidés en particulier la carpe royale.

II.1.1 Structure de base de la ferme d'ain soltane :

-Grands Bassins en géo membrane : nb 15, d'un diamètre de 15m, d'une profondeur de 1m, 20 d'un volume de 220.000 l.

-Petits bassins en géo membrane : nb 10 d'un volume de 5 m³. Tous les bassins sont dotés d'un système de vidange.

-Écloserie sa superficie est de 200 m², elle est thermo régulée et est composée de 12 bassins de 10 m³ dotés d'un système de vidange Fig. 1, 2,3. L'eau d'élevage très riche en matière organique et en oligo-éléments est utilisée pour irriguer les arbres fruitiers et de ce fait augmente la productivité.



Figure 7: La ferme aquacole (Sadek Laribi)

Chapitre II Matériels et méthodes

II.2 Matériel :

II.2.1 Matériel biologique :

Le matériel biologique utilisé était constitué de 6 génitrices femelles et 4 géniteurs mâles issu de la station de Oued Souf de *C.gariepinus*.

sexe	Géniteurs	Taille totale (cm)	Poids (g)	T (°C)
Mâles	01	60	2000	22 °C
	05	58	900	
	07	59	1400	
	08	55	900	
Femelles	02	62	2001	23 °C
	03	53	1300	
	04	55	1100	
	06	54	1300	
	11	53	1200	
	12	51	1000	

Tableau 2: Mensuration des géniteurs et la température des milieux d'élevage.

II.3 Méthodes utilisées :

- Pour la reproduction semi-artificielle du poisson chat-africain nous nécessitons un équipement qui examine la qualité d'eau et entretient le bassin figure (08) :

- Table d'environ 50 x 100 cm.
- Draps, papier absorbant.
- Mortier.
- Bouteille de sérum physiologique.
- Thermomètres.
- Balance.
- Latte de mensuration.
- Petits bacs.
- Seringue de 1 ml avec aiguilles.
- Couteau bien aiguisé, pince coupe-fils.
- Paire de ciseaux, petite pince pointue.
- Epuisettes.
- Matériel d'analyse d'eau.
- Verrerie.
- Des aquariums en plastique

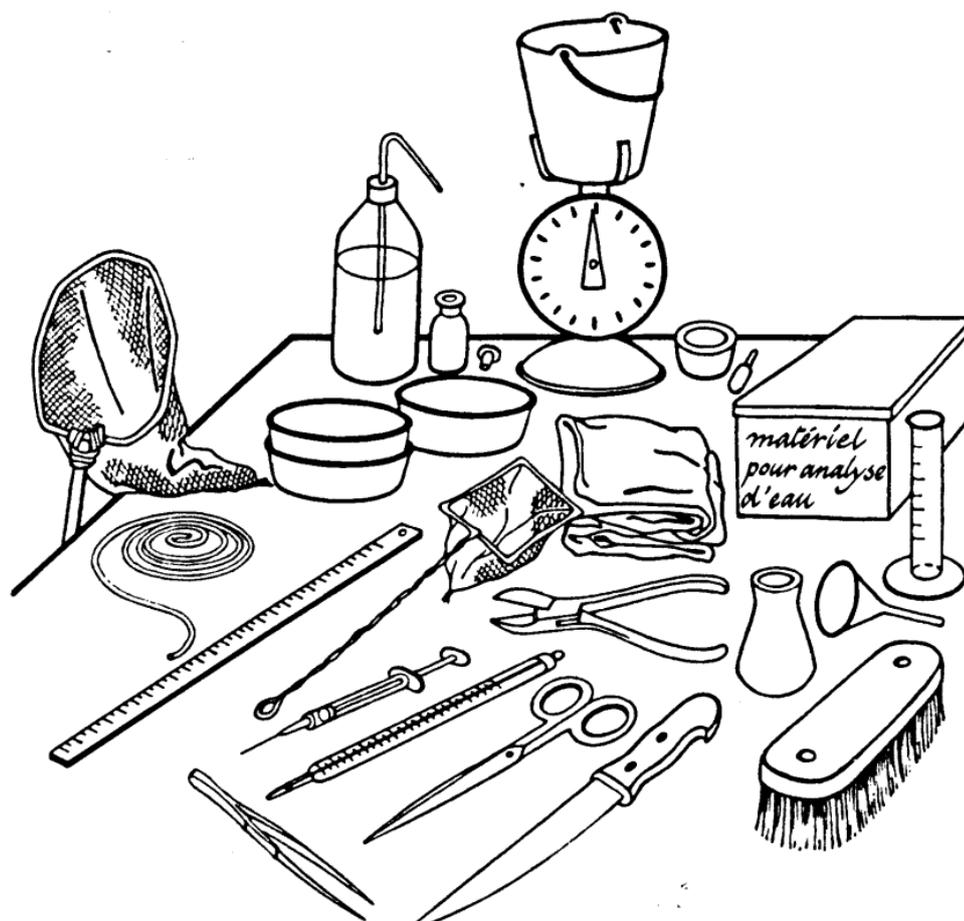


Figure 8: L'équipement nécessaire pour effectuer la reproduction semi-artificielle du poisson-chat africain. (Par W.J.A.R. Viveen , C.J.J. Richter ,P.G.W.J. van Oordt , J.A.L. Janssen , E.A. Huisman)

II.3.1 Mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau :

Pour faire les analyses physico-chimiques de l'eau, nous avons utilisé des bandelettes tests qui permettent d'effectuer un diagnostic rapide et efficace de l'eau de notre bassin. Ces bandelettes contrôlent les indicateurs chimiques les plus importants : le ph, le chlore, la dureté carbonatée, la dureté totale, nitrate et le nitrite.

Elles sont simples d'utilisation: les mesures physico-chimiques de l'eau. La température de l'eau a été mesurée à l'aide d'un thermomètre digital. (Voir tableau 1). Les pesées ont été faites à l'aide d'une balance électronique (**figure 2**).

La taille par un mètre ruban (**tableau 1**).

L'oxygène dissous a été relevé par un multi paramètre mis à notre disposition par l'université de Blida.

Le ph fluctuait entre 7,3 le matin et 8 tard l'après-midi.

Chapitre II Matériels et méthodes

Le taux de nitrâtes était de 250 mg /l.et le taux de nitrite de 2 mg/l
Nous avons trempé une bandelette de test dans l'eau de bassin, en faisant des va-et-vient pendant quelques secondes (**figure 9**) .

II.4 Mode opératoire :

Nous avons retiré la bandelette de test de l'eau et attendu dix secondes supplémentaires et comparé les résultats obtenus avec le nuancier de référence imprimé sur le tube (fig 09) pour connaître les valeurs tab (02)

Les valeurs :	Les résultats :
Cl ² (clore)	0 Mg/L
pH	8
KH (dureté carbonaté)	6°d
GH (dureté totale)	>21°d
No ² (nitrite)	2mg/L
No ³⁻ (nitrate)	250mg/L

Tableau 3: les valeurs et les résultats de test d'eau (Originale).

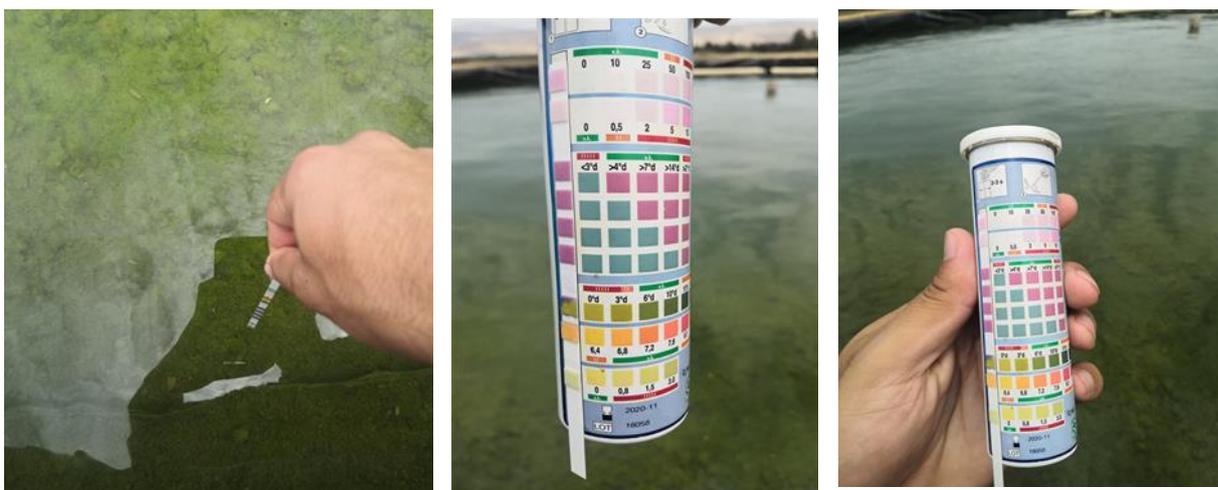


Figure 9: Analyse physico-chimique de l'eau (Originale).

II.4.1 Prélèvements de la température

La température est l'élément physique très important qui agit sur la biologie de la reproduction des géniteurs, nous avons utilisé un thermomètre digital pour mesurer la température de l'eau (Fig. 10)



Figure 10: Thermomètre digital (Originale).

II.4.2 Traitement médical du poisson chat africain:

Comparé à d'autres espèces le poisson-chat africain est un poisson très tenace il vit avec un taux d'oxygène très bas, car il bénéficie d'une double respiration branchiale et pulmonaire. Des conditions de vie très dures (oxygène, PH, écart de température...)

Cependant, il faut veiller à respecter au maximum les recommandations basiques (surfaces, espaces entre bassins, désinfections des ouvriers pêcheurs et visiteurs...).

En élevage intensif, les maladies les plus fréquentes sont d'origines bactériennes et fongiques. Des parasites internes et externes y sévissent également. Un traitement adapté suite à un pronostic réalisé par un vétérinaire pourra réduire les pertes. Encore ici, la connaissance de la biomasse paraît primordiale. En pisciculture d'étangs le principe du (ALL IN ALL OUT) doit être respecté afin d'éviter les contaminations fig. (11).

Nous avons utilisé pour traiter les poissons malades les molécules suivantes; le traitement utilisé a été très efficace fig (12) :

- HEFROTR-AL inj antibiotiques.

Chapitre II Matériels et méthodes

- Vert de malachite.
- Potassium permanganate KMNO₄.
- HEMATOFOS B12.
- AEROFAR : Chlortetracycline suspension pour aerosol cutané.
- Peni-kel 300 : pénicilline G procaine 30 %.



Figure 11: Traitement des maladies parasitaires ichthyohthirios par baignée avec vert de malachite (Originale).



Figure 12: Traitement de la septicémie hémorragique par une injection de HEFROTR - AL INJ (Originale).

II.4.3 Ectomie de l'hypophyse :

la castration a été réalisée sur des mâles de *C.gareipinus* matures, sains et anesthésiés par la kétamine(0,3 ml) ,nous avons coupé la tête juste derrière la partie osseuse du crâne, puis

incisé alors la tête par la bouche pour ne conserver que la partie supérieure du crâne qui contient la boîte crânienne . Puis on a enlevé l'hypophyse soigneusement à l'aide d'une cuillère (figure14).

II.4.4 Conservation de l'hypophyse :

L'hypophyse isolée est rapidement placée dans de l'acétone afin de dissoudre les matières grasses qui l'entourent puis, 24h après il est placé dans du CaCl₂ afin de supprimer les gouttelettes d'eau et ainsi l'asséché afin d'être très longtemps conservé.

II.4.5 Injection de l'hypophyse :

On met l'hypophyse collectée dans un petit mortier où il est finement transformé en poudre et après on y ajoute 1ml d'eau physiologique (salinité : 9 ‰) et par la suite cette gonadostimuline est injectée aux géniteurs de *Clarias gariepinus* à raison de 3mg /kg de poids Fig. (13).

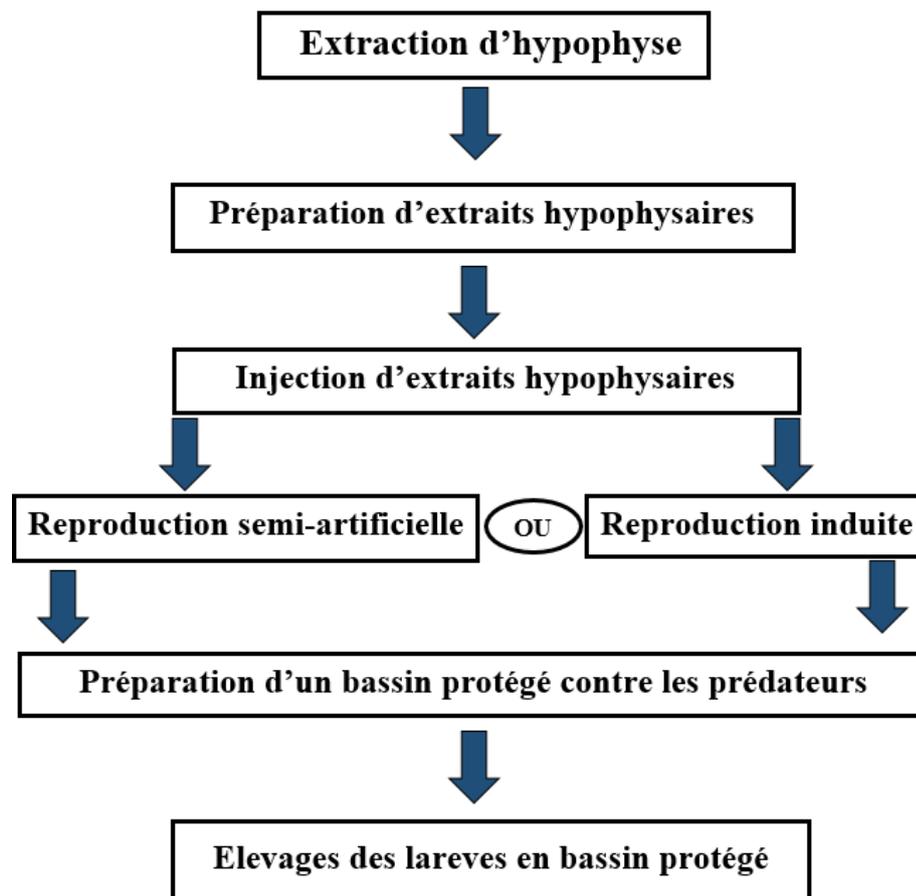


Figure 13:Les techniques de la reproduction semi-artificielle du poisson chat africain.



Figure 14: Extraction de l'hypophyse (Originale).

II.5 Protocole expérimental :

Pour réaliser notre protocole expérimental, nous avons exécuté les étapes suivantes :

II.5.1 Sélection des géniteurs du *C.gariepinus* :

La capture des géniteurs est effectuée afin de sélectionner les meilleurs d'entre eux pour la reproduction , les mâles et les femelles sont capturés à l'aide d'une épuisette (salabre) (Fig16) dans des bassins en plastique de stockage de géniteurs .Avant de les introduire dans les bassins de reproduction, il est important de traiter les géniteurs afin d'éviter des contaminations en amont et en aval en les faisant séjourner pendant 30 min dans un bain contenant 50 à 150 p.p.m. de formol. Cette précaution doit être prise pour éviter de transmettre des germes pathogènes aux œufs et taux de larves. Les femelles au ventre mou et gonflé sont souvent mûres. La maturité doit cependant être contrôlée de la manière suivante:

- Couvrez la tête avec un drap et placez le poisson sur le dos.
- Pressez le doigt ou le pouce sur le ventre de femelle, en direction de la queue; des oeufs verdâtres devraient apparaître si le poisson est mûr (Fig15).



Figure 15: Dimorphisme sexuel chez *C. gariepinus* F : femelle (Originale).

- La seule indication chez le mâle est la présence d'une papille génitale bien développée, parfois légèrement gonflée. Contrairement à beaucoup d'autres espèces, il est impossible d'obtenir quelques gouttes de laitance chez les *C.gariepinus* mâles lorsqu'on presse leurs flancs. Ceci est probablement dû au fait que la laitance se loge dans les lobes des testicules. (Fig16).



Figure 16: Dimorphisme sexuel chez *C. gariepinus* ; M : mâle (Originale).

Cette méthode est basée sur la détermination de sexe, le ballonnement de ventre chez la femelle et le développement de la papille urogénital chez le mâle.

Les géniteurs mâles et femelles du *Clarias gariepinus* qu'on doit utiliser dans notre partie expérimentale ont été placés séparément afin d'éviter les blessures causées par des combats entre mâle et femelles qui peuvent entraîner la mort. (Fig17).



Figure 17: Récupération des géniteurs par une épissette (salabre) (Originale).

II.5.2 Anesthésie :

Il est recommandé d'utiliser une anesthésie myorelaxante à une concentration bien définie pour éviter tout stress susceptible d'avoir des effets néfastes sur les performances des géniteurs (fig18) dans notre expérience, l'huile essentielle de clou de girofle (*Eugenia caryophyllata* à 90 %) a été utilisée comme anesthésie naturelle et les doses recommandées sont de 0,5 ml par 10 l d'eau ou une goutte par litre d'eau (Horvath et al., 2002).

L'immobilisation totale du poisson a nécessité environ 3 minutes. Une fois les géniteurs endormis, ils sont enveloppés dans une serpillière mouillée en prenant soin de recouvrir les yeux afin de diminuer le stress et les risques de blessures, puis on a introduit les géniteurs dans une réserve d'eau pendant 1 min (figure 19) à une température d'eau entre 22 et 24 °C (BILLAED R, 1995).



Figure 18: *Eugenia caryophyllata* Figure (19): Géniteurs dans le récipient d'anesthésie (Originale).

II.5.3 Marquage

Dans le but de faciliter l'identification des géniteurs, nous les avons marqués à l'aide des tags numérotés en plastique de couleur verte (figure 20).



Figure 19: Marquage des géniteurs (Originale).

II.5.4 Pesage :

A l'aide d'une balance numérique de la marque weihen le poids des poissons est pris après anesthésie Et la mesure de la longueur a été faite par mètre ruban Fig. (20).



Figure 20: Pesage des géniteurs par une balance numérique digitale weihen (Originale).

II.6 Traitement hormonal :

II.6.1 Préparation de l'injection :

L'ovulation est généralement provoquée par application de l'extrait hypophysaire (FSH-LH) Fig. (21) ou de la gonadotrophine en deux doses (GnRH) Fig (22) et Fig (23).

Nous avons préparé des injections de la solution à base d'hypophyse ou GNRH broyée et homogénéisée dans l'eau physiologique, cette opération s'effectue en soirée en fonction de la durée de latence.



Figure 21: Préparation de l'injection d'hypophyse (Originale).



Figure 22: Préparation de l'injection de GNRH (Originale).

II.6.2 Induction des mâles et femelles :

Les doses de l'hypophyse et la GnRH sont déterminées en fonction du poids de chaque géniteur .la dose totale est de 4mg/kg du poids vif de géniteurs (Micha, 2001), une seule femelle est injectée par l'hypophyse (tableau 2).

L'injection hormonale a été effectuée le 31 mai 2020 dans le muscle dorsal entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale (HUET, 1970) fig. (24).

L'aiguille de 2 à 3cm est enfoncée dans le muscle. Lors du retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin d'éviter le refoulement de la solution (Gillet et al, 2001 ; Janssen, 1985).



Figure 23: Injection intramusculaire d'hypophyse ou de GnRH (Originale).

Chapitre II Matériels et méthodes

<i>sexe</i>	<i>Géniteurs</i>	<i>taille standard</i>	<i>taille de l'abdomen</i>	<i>Taille totale (cm)</i>	<i>Poids (g)</i>	<i>La dose (ml)</i>	<i>h</i>
<i>Mâles</i>	01	54	—	60	2000	1	12 :00
	05	53	—	58	900	0.5	12 :07
	07	55	—	59	1400	0.8	11 :55
	08	50	—	55	900	0.5	12 :05
<i>Femelles</i>	02	55	30	62	2001	2	12 :17
	03	47	26	53	1300	1	12 :26
	06	50	26	54	1300	1	12 :15
	11	47	25	53	1200	1	12 :21
	12	48	23	51	1000	1	12 :35

Tableau 4: Doses de GNRH injectées aux géniteurs.

Sexe	Géniteurs	taille standard	taille de l'abdomen	Taille totale (cm)	Poids (g)	La dose (ml)	H
Femelles	04	48	27	55	1100	0.5	12 :41

Tableau 5:Doses d'hypophyse injectée à la femelle.

II.7 Crue et décrue du plan d'eau :

II.7.1 Fécondation naturelle :

Chez *C. gariepinus*, qui se reproduit en milieu naturel pendant la saison des pluies ou au moment de la remontée des eaux, les pontes en captivité peuvent être provoquées par stimulation de la crue, en plaçant des géniteurs sexuellement matures dans un bassin nouvellement rempli après une période d'assèchement. Toutefois, à l'éclosion, les larves, de petites tailles, sont soumises dans bassin à une intense prédation par les batraciens et les insectes aquatiques et au cannibalisme. De ce fait, le nombre d'alevins produits par cette méthode est généralement très faible.

Le délai d'action des hormones injectées dépend de la température de l'eau de bassin, lorsque le délai d'action des hormones hypophysaires de maturation des gonades est atteint, ce délai étant tributaire de la température, les ovules sont prêts à être expulsés par les femelles pour être fécondés par les mâles de façon naturelle fig. (24)

Lorsqu'aucune intervention humaine n'est pratiquée directement, seuls les phénomènes naturels (pluie, élévation du niveau d'eau, abaissement de la conductivité de l'eau et changement de photopériode) sont la cause de la libération des hormones hypophysaires dans le sang des *Clarias gariepinus*. Ils utilisent alors les hormones qu'ils produisent eux-mêmes naturellement, ce qui provoque le processus naturel de reproduction des silures : parade nuptiale, ponte, fécondation et dispersion des œufs dans des frayères qui ressemblent à la reproduction, provoquée par l'injection de GNRH et l'hypophyse. La ponte se déroule naturellement dans un bassin où sont installés des supports de pontes artificiels : frayères avec approvisionnement en eau (relèvement du niveau d'eau de bassin), ensuite on rassemble les mâles et femelles dans la zone préparée spécialement à la fraie.

Les œufs sont fertilisés naturellement.



Figure 24: crue et décrue du plan d'eau et reproduction du *Clarias gariepinus* sur frayères artificielles.

II.7.2 Ponte des œufs :

Après la fécondation naturelle, l'incubation des œufs fécondés est effectuée naturellement dans cinq frayères (80×50 cm et hauteur 2cm) qui sont mises dans le bassin dans laquelle nous avons introduit les géniteurs injectés avec de la GnRh le 31/05/2020 à 14h, et la ponte a eu lieu la nuit 1 juin à 4h du matin soit 14 h après l'injection hormonale avec un total de 360°h.

II.7.3 L'embryogenèse :

L'incubation des œufs s'est fait à une température de 25 -26°C.

Les cinq frayères récupérées sont restées dans le bassin ou la fraie à eu lieu tout en retirant les géniteurs afin de ne pas perturber la croissance des larves et afin de leur permettre de trouver un aliment naturel sélectionné à partie de rotifères et de nauplius de copépodes et de cladocères et par la suite associé un aliment artificiel. Des lots d'œufs ont été incubés à 25,26°C.

Les cellules embryonnaires dérivent de l'œuf fécondé par une série de divisions cellulaires qui donne naissance à un arrangement stéréotypique de cellules appelées blastomères et puis commence le développement embryonnaire.

Comme chez tous les autres poissons, la phase embryonnaire du poisson chat africain fig (26) commence au moment de la fécondation de l'œuf.

Lorsqu'un œuf fécondé à sec est placé dans l'eau, il prend une forme arrondie et peu de temps après il commence à gonfler (photo1). Lorsque la phase de gonflement est terminée, il se divise (photo 2), puis Stade quatre cellules (photo 3) , puis se divise à nouveau pour atteindre les phases morula (photo 4), blastula(photo 5) et gastrula (photo 6). L'embryon apparaît finalement et on peut distinguer la queue, la tête et les yeux (photo 7). Il se transforme alors en larve, brise la coquille et éclot en larve (figure 32).

Les différents stades du développement embryonnaire observés sont représentés dans les figures suivantes :

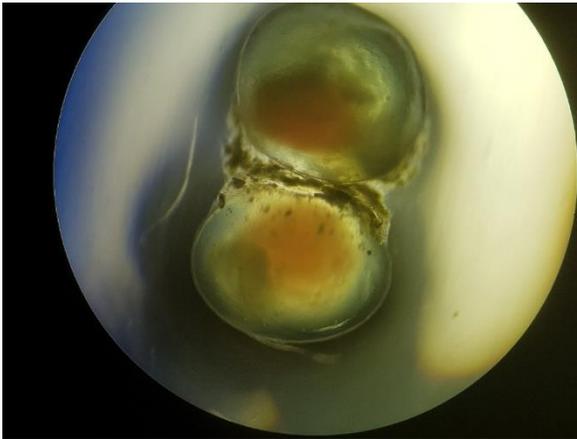


Figure 25: Œufs fécondés.

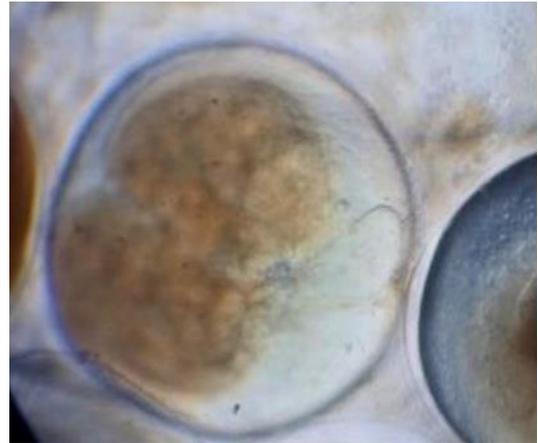


Figure 26: Stade deux cellules.

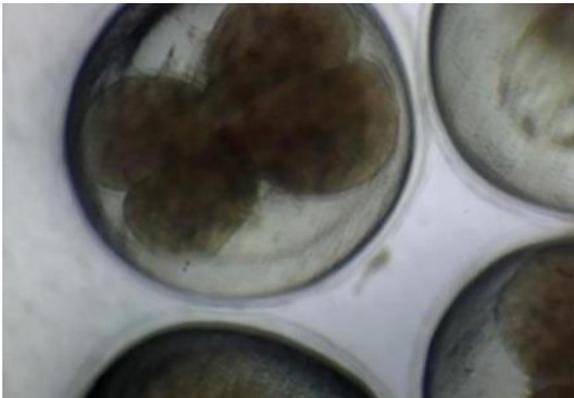


Figure 27 : Stade quatre cellules.

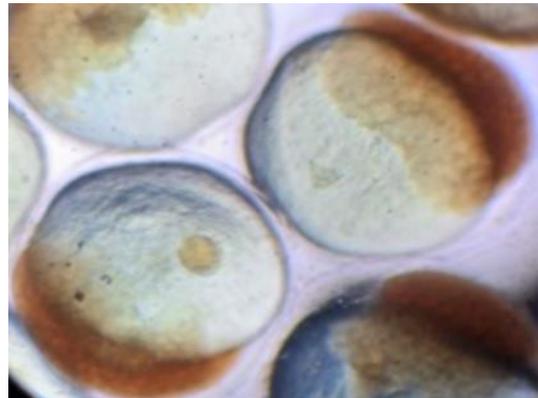


Figure 28: Stade morula.

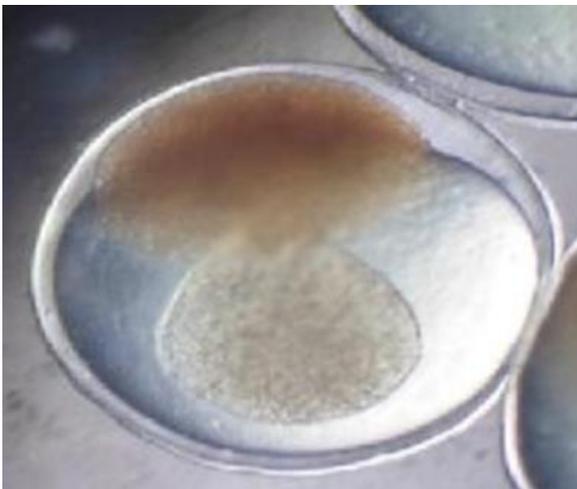


Figure 29: stade blastula.

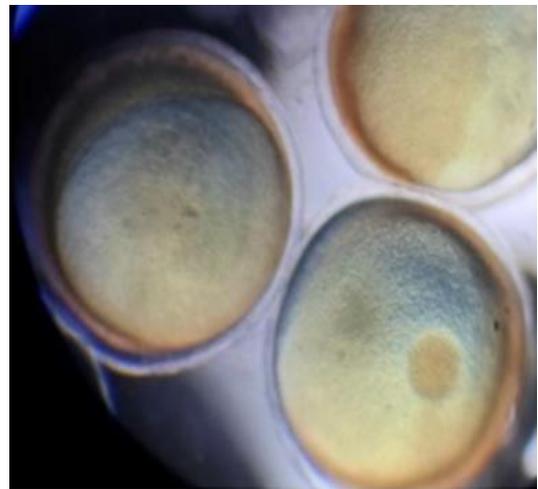


Figure 30: Larve éclore.

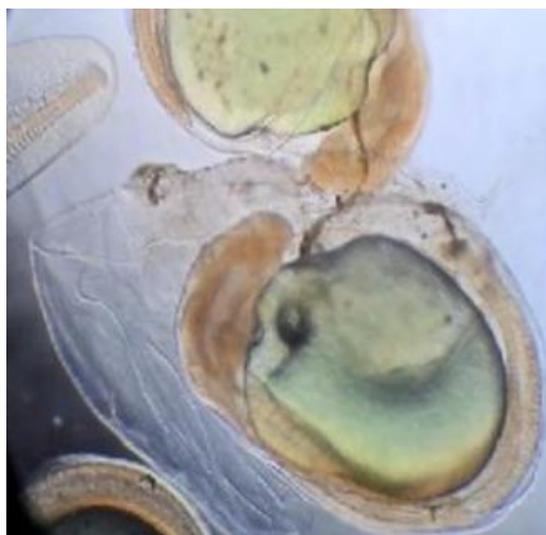


Figure 31: L'apparition de l'embryon.



Figure 32: Larve éclos.

Les Figures de 25 à 31 représentent les différents stades du développement embryonnaire du poisson chat africain *Clarias gariepinus*.

II.7.4 L'éclosion :

Durant l'incubation, le cycle embryonnaire de l'œuf fécondé se poursuit jusqu'à l'éclosion. A ce moment les larves munies d'une enzyme frontale finiront par dissoudre l'enveloppe de l'œuf et se libéreront pour éclore.

Le 2/06/2020 il y a eu un début d'éclosion sur les frayères à une température de 25°C. Le développement des œufs et des larves est rapide. L'éclosion des œufs s'est faite au bout de 28 à 36 heures selon la température. L'alimentation exogène commence 80 heures après l'éclosion. Le stade larvaire dure de 7 à 10 jours. Les larves restent cachées le jour et se nourrissent la nuit des petits invertébrés présents dans les micro-habitats qui les entourent, à proximité de la bêche d'eau et à la surface de l'eau. Et dans des eaux peu profondes (Bruton, 1979a). Afin de déterminer le taux d'éclosion, nous avons effectué le comptage des larves vivantes. Le taux d'éclosion des œufs a été ainsi calculé :

$$\begin{aligned} \text{Taux d'éclosion (\%)} &= \frac{\text{Nombre des larves vivantes}}{\text{Nombre des œufs incubés}} \times 100 \\ &= \frac{160.000}{400.000} \times 100 = 40 \text{ \%} \rightarrow \text{Taux d'éclosion} = 40\% \end{aligned}$$

II.7.5 Élevage larvaire :

L'élevage des larves est sans aucun doute l'étape la plus difficile de l'élevage de *Clarias*. En fait, les œufs sont petits, leur réserve vitelline est très faible, A ce stade, les larves de *Clarias gariepinus* (fig (27)) préfèrent évidemment les aliments vivants, en l'occurrence le

Chapitre II Matériels et méthodes

zooplancton nauplii (environ 200 µm). Les larves de *C. gariepinus* ayant un stade larvaire assez prolongé (11 à 15 jours), celles-ci nécessitent une attention particulière en termes d'alimentation et de nutrition (Hecht, 1996). Bien que cela soit bien connu, les larves de *C. gariepinus* nécessitent une période d'alimentation avec des proies naturelles.

Les larves et les juvéniles restent cachés le jour et se nourrissent la nuit des petits invertébrés présents dans les micro-habitats qui les entourent, à proximité et dans des eaux peu profondes (Bruton, 1979a).



Figure 33: des larves de poisson chat africain.

II.7.6 Résorption de la vésicule vitelline :

La période larvaire commence à l'éclosion et se termine au stade juvénile lorsque la larve acquiert une morphologie d'adulte, mais n'est pas mature sexuellement, ce stade est nommé métamorphose (Kamler, 2002 ; Urho, 2002 ; Loffler et al., 2008 ; Korwin-Kossakowski, 2012 ; Ott et al., 2012).

La larve nouvellement éclos n'a ni bouche, ni branchies, ni intestins, ni vessie natatoire, pour ne mentionner ici que le manque des organes les plus importants. Ils ont un sac vitellin, qui est un stockage de nourriture, qui permet aux larves de continuer à se développer à partir de leur stockage pendant quelques jours sans avoir à chercher de la nourriture à l'extérieur. Il respire à travers les grosses veines près du sac vitellin.

Durant la période larvaire, le métabolisme, la croissance et le comportement de l'individu vont se modifier. Durant cette période Kamler (2002) Décrit trois événements principaux :

- ① L'éclosion, la première ingestion d'aliment par voie orale.
- ② La digestion intestinale.
- ③ L'achèvement de la résorption de la réserve vitelline.

Entre ces évènements, Kamler (2002) définit trois stades larvaires :

Chapitre II Matériels et méthodes

- 1) Le stade pro-larve qui débute à l'éclosion et prend fin lors de la première prise alimentaire. Durant ce stade, l'unique source d'énergie de la larve est sa réserve vitelline.
- 2) Le stade larve débute lors de la première prise alimentaire : Ce stade peut, suivant les espèces, débiter par un stade d'alimentation mixte durant lequel la larve va se nourrir sur ses réserves vitellines et de façon exogène.
- 3) Le stade post-larve débute lors de la résorption complète de la réserve vitelline et prend fin à la métamorphose.

II.8 Alimentation des larves :

Des larves de *Clarias gariepinus* issues de la reproduction semi-artificielle des géniteurs élevés à Oued Souf et reproduits par la technique des crues et décrues à Ain Soltane ont été utilisées.

Cette technique de reproduction semi-artificielle en bassin en géo membrane est proposée par M. Rouabah Aek sur la base de la reproduction des trous faite par Viven et al. (1985).

Les géniteurs étaient en bonne condition et avaient un poids de 300 g, eux aussi reproduits artificiellement 10 mois plus tard soit au mois de juin 2020 avec un poids de 1000 à 2000g. Ces larves étaient âgées de 6 jours post éclosion juste à la fin de la résorption vitelline, avec un poids moyen de 2.3 mg, mais une taille moyenne de $5.9 \pm 0,69$ mm.

Utilisez une densité de 30 larves par litre d'eau.

Par conséquent, le nombre total de larves utilisées au commencement de notre l'expérience est :

$30 \times 30 = 900$ larves / aquariums, 9000 larves au total pour 10 aquariums en plastique contenant 30 litres d'eau.

II.8.1 Méthodes :

L'expérience est divisée en trois étapes, nous contrôlons soigneusement les paramètres physiques et chimiques tout au long de l'expérience : la température de l'eau, Le pH et la concentration en oxygène, nitrite, nitrate, cette vérification se fera au moins 2 ou 3 fois par jour.

a) La première étape expérimentale

La première expérience a sélectionné 52% d'aliments naturels ou de zooplancton, qui peuvent être consommés et peuvent être conservés dans de bonnes conditions tout au long de l'année. Les larves et les juvéniles ont besoin de nourriture vivante pour une croissance et une

Chapitre II Matériels et méthodes

survie optimales. L'élevage initial des larves de poissons et le frai sont généralement effectués dans une nurserie à une température de 28 °C pendant au moins 11 à 15 jours. Le 2ème jour après l'éclosion, nous avons initié à nourrir les larves à la fin de la résorption vitelline. Les larves de poisson chat africain préfèrent évidemment les aliments vivants, alors ont assuré de préparer leur nourriture au début de J1, qui comprend le nauplius du zooplancton qui était constitué d'une population zoo planctonique de 100 microns de mailles dans les étangs fertilisés au préalable avec des matières organiques et inorganiques avec un apport de chaux pour équilibrer le ph. La collecte se fait chaque jour et réalisée le matin ou tard le soir quand le zooplancton remonte à la surface, parce qu'il est photophobe.

Par la phylogénie, il doit établir une flore de bactéries et d'enzymes capables de métaboliser les aliments naturels : nauplius de zooplancton. Le contenu net utilisé pour nourrir les larves post éclosions est très faible et son contenu nutritionnel est satisfaisant.

Le zooplancton capturé était pesé et distribué selon les besoins de l'élevage Fig (34).

Tableau 6: Préférences alimentaires du poisson-chat nord-africain (*Clarias gariepinus*) par classe de taille1 (FAO) .

Type d'aliments	Stade de développement/classe de taille					
	Larves ²	Frai ^{3,4} 20–50 mm (LT)	Alevins ^{3,4} 50–100 mm (LT)	Juveniles ^{3,4} 100–300 mm (LT)	Jeunes adultes et adultes ^{3,4} 300–700 mm (LT)	Grands adultes ³ >700 mm (LT)
Zooplancton	100%	*****	*	*	*	
Insectes		***	****	***	**	
Mollusques		**	***	**	**	
Crustacés benthiques		*****	***	****	****	
Détritus		*	*	*	*	
Algues			*	*	*	
Poissons			***	*****	*****	*****
Surface scum					*	
Phytoplancton					*	
Macrophytes					*	

Remarque: L'importance relative des différents types d'aliments dans le régime de *Clarias gariepinus* dépend de l'abondance des proies.

Sources: 2 Bruton (1979a); 3 Bruton (1979b); 4 Clay (1979); LT = longueur totale

On utilise 3 régimes qui sont le :

- 1).aliment vivant qui est constitué totalement du zooplancton (100%).
- 2).Aliment artificiel broyé à 46% de protéines.
- 3). Aliment mixte : zooplancton et 50% d'aliment artificiel broyé.

La première phase de l'expérience a duré du 2ème au 15ème jour après l'éclosion, et le but était d'évaluer la croissance et la viabilité des larves nourries avec un régime (1) Fig (34).

Chapitre II Matériels et méthodes

L'objectif était d'initier les jeunes poissons à consommer l'aliment naturel ou zooplancton riche en protéines animales (acide aminé artificiel) et en chitine ayant le pouvoir de stimuler le tractus intestinal et accentuer le temps de passage intestinal.

Il permet aux larves une consommation ad libitum surtout que les nauplius de rotifères et de copépodes sont disponibles grâce a les pontes régulières des rotifères, copépodes, et cladocères.

Tous les lots des 10 bacs recevaient une quantité d'aliments correspondant à 20% de la biomasse selon un régime avec une fréquence de distribution de 2 ou 3 fois espacées d'une période de 5 heures soit 600 mg d'aliment par ration alimentaire répartie selon le protocole prévu : distribution à 7 h00 à 12h00 à 16h00 à 21h00.

L'objectif était d'initier les jeunes poissons à consommer l'aliment naturel ou zooplancton riche en protéines animales (acide aminé artificiel) et en chitine ayant le pouvoir de stimuler le tractus intestinal et accentuer le temps de passage intestinal.

b) La deuxième étape expérimentale:

Elle s'est échelonnée sur 15 jours soit du 16ème jour au 30ème jour post éclosion avec la distribution d'un aliment artificiel broyé. Fig. (35).

Le but est d'obtenir un sevrage progressif, qui va permettre le passage graduel d'un aliment naturel à un aliment artificiel grâce au développement du tractus gastro-intestinal et de la flore bactérienne. (Régime 2) .Elle a duré 15 jours, 30ème jour post- éclosion. Mais au cours de l'expérimentation on a fait très attention à la distribution de l'aliment artificiel qui mal administré peut polluer l'eau et provoquer des mortalités chez des larves très sensibles.

c) La troisième étape expérimentale :

Elle s'est espacée du 1 mois au presque 2 mois. L'aliment distribué pendant cette phase était constitué d'un aliment artificiel broyé et d'un aliment naturel (régime 3) .Le but était de voir comment les larves allaient réagir, car elles avaient au préalable constitué une flore enzymatique et bactérienne en mesure de métaboliser ses aliments. (Journal of Animal & Plant Sciences, 2018. Vol.38,) Fig (36).



Figure 34: Nauplius du zooplancton (Originale).



Figure 35: La distribution d'aliment artificiel broyé (Originale).



Figure 36: La distribution d'un aliment artificiel et d'un aliment naturel (Originale).

Chapitre III :

Résultats et discussion

Chapitre III Résultats et discussion

III.1. Résultats et discussion

À cause des conditions de pandémie du coronavirus (COV19) nous n'avons pas pu faire de statistiques... car nos visites à la ferme n'étaient pas fréquentes, mais d'après les constatations des employés il n'a pas été noté de différence notable entre les trois régimes.

Logiquement le régime (1) les aliments vivants sont les principaux organismes qui interviennent dans l'alimentation des larves de poissons. Ils sont particulièrement importants dans l'élevage des larves de poissons dont le sac vitellin s'épuise rapidement (Clarias, Heterobranchus) alors que leur appareil digestif est encore rudimentaire (Govoni et al., 1986 ; Park et al., 2001).

Le zooplancton constitue donc un aliment de base et sans équivalent pour les besoins des larves et juvéniles de poissons (Legendre et al., 1992 ; Verreth, 1994 ; Otémé & Gilles, 1995).

Le zooplancton, en particulier les rotifères, les cladocères et les copépodes (surtout les Cyclopoida) sont les groupes les plus importants dans la nourriture des larves de poisson d'eau douce, car ils sont leurs proies préférées (Granvil & Davis, 2000 ; Piasecki et al., 2004) fig 37.

Le zooplancton peut surmonter les risques associés à une mortalité élevée aux premiers stades de l'élevage larvaire des poissons. Ce type de nourriture vivante aide non seulement les larves à mieux survivre, mais les aide également à bien grandir.



Figure 37: Les aliments vivants Nauplius du zooplancton Régime (01) : On fait passer le zooplancton dans un filtre tamis de 150 microns afin d'obtenir les nauplius de zooplancton avec lesquelles on nourrit les larves.

Les larves alimentés par le régime (1) ont la capacité de synthétiser une flore enzymatique et bactérienne capable de mieux métaboliser l'aliment et augmenter l'indice de conversion, Alimentation des larves l'efficacité de la prédation exercée par les larves est fonction de plusieurs facteurs, notamment de leur vitesse de natation et de leur efficacité dans la capture.

Chapitre III Résultats et discussion

Il a été prouvé que, lors des premiers jours d'alimentation, les larves ont une nage relativement lente (Fukuhara, 1983) et un faible taux de capture (2-10%) (Hunter et Kimbrell, 1980). D'une façon générale, la probabilité de rencontre des larves avec leurs proies est intimement liée à l'effet combiné de la photopériode et de la concentration des proies dans la colonne d'eau (Dowd et Houde, 1980; Peguin, 1984) dans le cas présent, du fait que les larves de *Clarias gariepinus* détectent leur proie de façon tactile à l'aide de leurs barbillons, l'effet de la lumière n'a pu être qu'indirect (c'est-à-dire un rôle éventuel sur la répartition spatiale du zooplancton (Rotifères)).

Des aliments artificiels extrudés Fig (39) sont également distribués régulièrement. Ils sont composés d'ingrédients minutieusement sélectionnés conçus pour fournir tous les nutriments nécessaires à une bonne croissance des larves de clarias (Tableau 7). Ils doivent exister sous une forme qui favorise leur absorption et leur digestion. Ce type de nourriture est difficile à préparer localement et coûte généralement très cher à l'achat.

L'aliment doit être broyé pour que les larves puissent l'ingurgiter à cause de leur petite bouche.

Pour les larves alimentées selon le régime 2 (aliments artificiels broyés) après mise en place d'un système enzymatique capable de transformer l'aliment artificiel leur adaptation était tardive.

Les larves alimentées avec un régime contenant 46% de protéines et 13 % de glucides ont obtenu les meilleurs taux de croissance et de survie. La croissance et la survie sont les standards biologiques qui intègrent tous les processus métaboliques, on peut donc penser que le besoin optimal en protéines est de 46 % à 54 % de la matière sèche de l'alimentation Fig(38).



Figure 38 : Larves à un mois de vie dont le poids varie de 5 à 50 gr (Originale).



Figure 39: Aliment artificiel extrudé de la société zeggat (Originale).

Aliment complet	Composition
leur composition essentielle	<ol style="list-style-type: none"> 1- Hydrolysate protéines poissons 2- Tourteaux de soja 3- Acide aminé 4- Gluten, maïs, 5- maïs 6- Son de blé 7- Huile végétale 8- CMV 9- Oligo éléments 10- Minéraux 11- Liant 12- Conservateur (3 a 700) 13- Attractante (E1G1g)
Premix supplementation	<ol style="list-style-type: none"> 1- Acide pantathénique (3a 84 1) 2- Niacine (3a 314) 3- Biotine (3a 880) 4- Acide folique 5- Choline (chlorure) (3a890) 6- Acide amine DL-méthionine (3a 30) 7- Antioxydant Buthy Droxyto LUENE (E-321) 8- Additifs –ZOOTECHNIQUE DIGESTIFS 9- Phytase (4a16)-stable granulation > 40 C 10- Argile seploite (E-563) 11- Carbonates de calcium 12- Sodium 13- Anticoccidien robenidine

Chapitre III Résultats et discussion

Vitamines et Provitamine	1- A 2- D 3- E 4- ACETATE α 5- TOCOPHERAL (3a700) 6- K3 7- B1 8- B2 9- B6 10- B12 11- CYANOCOBALAMINE
Oligo-éléments et composition	1- FER (E-1)SULFATE FERREUX MONO 2- MANGANESE (E-5) OXYDE DE MANGANESE 3- IODE (3b201) Iodure de potassium 4- SELENIUM (E-8)) SELENITE DE SODIUM 5- PHOSPHATE –BICALCIQUE 17 % <P< 18%, 21%<ca<24%. 6- 1.6 kg % matière sèche

Tableau 7 : composition d'aliment artificiel extrudé de la société zeggat (Originale).

Les larves alimentées par le régime (3) : 50% d'aliment artificiel broyé et 50% d'aliment naturel nauplius de zooplancton

Pour une santé optimale, une croissance rapide et une production durable des poissons d'élevage, un aliment équilibré doté de bonnes caractéristiques physiques, telles que la stabilité et la flottabilité des pellets, est nécessaire (Masser et Wurts, 1992).

Les taux de croissance optimaux semblent cependant être atteints avec une combinaison d'aliment artificiel et de nourriture vivante (Hecht, 1996 ; Uys et Hecht, 1985).

Conclusion

CONCLUSION GÉNÉRALE

L'objectif de nos recherches est de prouver si les aliments artificiels inertes peuvent remplacer les proies vivantes dans le régime larvaire du poisson-chat africain *Clarias gariepinus*.

Suite à l'étude expérimentale afin de rechercher si une corrélation "**DITE POSITIVE**" en usant des trois différents régimes alimentaires est possible...

1/ Le régime (1) contient un aliment naturel

2/ Régime (2) composé d'aliments artificiels,

3/ Régime (3) aliment naturel et un aliment artificiel

Après analogie et comparaisons des taux de croissance et de survie des larves soumises au stade expérimental selon diverses bases d'alimentation, les résultats obtenus n'ont pu nous démontrer de différences notables

Dans l'objectif de rendre attractif l'élevage larvaire du *Clarias gariepinus* et de diminuer la mortalité due en premier lieu à l'alimentation qui ne répond pas aux exigences physiologiques des larves, il serait souhaitable d'adopter le protocole alimentaire suivant :

- utiliser en premier l'aliment naturel qui se reproduit avec des tailles de nauplius de 100 microns favorables pour la croissance des larves et qui leur permettra d'utiliser par la suite un aliment artificiel qui apportera une meilleure croissance grâce à la corrélation dite positive qui existe entre un aliment naturel et artificiel.

- administrer un aliment riche en protéines qui permettra aux larves de consommer une nourriture riche en acides aminés, en acide gras insaturé, vitamines et en oligoéléments.

- étudier l'éventualité d'une association aliment naturel et artificiel qui répondra aux besoins physiologiques de cette espèce comme expliquée précédemment.

Références bibliographiques

A

- Adebayo, O. T. & Fagbenro, O. A. (2004). Induced ovulation and spawning of pond raised African giant catfish, *Heterobranchus bidorsalis* by exogenous hormones. *Aquaculture*, 242, 229-236.
- Ahotondji, A. (2012). Renforcement des capacités nationales des petits producteurs dans la production intensive d'alevins de clarias. Rapport Technique Définitif. Projet ACP FISH II, Activité 4.1, Projet N°:A8bDOI:acpfish2eu.org/.../RTF%20Projet%20A8%20ACP%20FISH%20II%20G, 28.
- Amali, E.I et Solomon, S.G.,2001. Growth on survival of fist feeding larval of *Clarias gariepinus* fed live and pressed zooplankton journal of aquatic.
- Appelbaum S et Van Damme P, 1998.The feability of using exclusively artificial dray feed for the rearing of Israeli *Clarias gariepinus* (Burcell, 1822) larvae and fry, J.appel.Ichthyo.
- AWAISS, A., KESTEMONT, P., MICHA, I. c., 1992. Nutritional suitability of the rotifer *Brachionus calyciflorus* Pallas for rearing freshwater fish larvae. *J. Appl. Ichthyol.* 8 ,263-270.

B

- Baras, E. & Jobling, M., 2002. Dynamics of intracohortcannibalism in culturedfish.*Aquaculture Research*,33:461-467.
- Baras, E. & Lalèyè, P. (2003). Ecology and behaviour of catfishes,Chapter 18. In G. Arratia, B. G. Kapoor, M. Chardon, & R. Diogo (Eds sc.), *Catfishes*, 525-579. Science Publishers (2), Inc; Enfield, NH (USA).
- Benabdellah, N. (2011). Etude expérimentale sur l'activité des enzymes digestives (trypsine et chymotrypsine) chez les alevins du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) (Linnaeus, 1758 en relation avec la qualité du régime alimentaire protéique distribué. Mémoire pour l'obtention du diplôme de Magister, Faculté des Sciences de l'université d'Oran, 94.

Reference bibliographies

- BEST, CD., 1981. Initiation of artificial feeding and the control of sex differentiation in yellow perch, *Perca flavescens*, Ph.D. thesis. University of Wisconsin , Madison ,Wisconsin, U.S.A. 121 pp.
- Bruslé J., Quignard J.-P., 2004. Les poissons et leur environnement : Ecophysiologie et comportements adaptatifs. Ed. Lavoisier, Paris, 1522p.
- Bruton, M. N. (1979). The breeding biology and early development of *Clarias gariepinus* (Pisces: Clariidae) in lake Sibaya, South Africa, with a review of breeding in species of the subgenus *Clarias*. Transactions of the Zoological Society of London, 35, 1-45.
- Bruton, M. N. (1996). Alternative life-history strategies of catfishes. Aquatic Living Resources, 9, 35-41.
- Bruton, M.N., 1979b. The role of diel inshore movements by *Clarias gariepinus* (Pisces: Clariidae) for the capture of fish. Transactions of the Zoological Society of London, 35, 115-118.
- Burton, M, N, 1979. The food and feeding behaviour of *Clarias gariepinus* (Pisces:Clariidae). In lake sibaya, South Africa with emphasis on its role as a predator of cichlids.
- Burzawa-GerardE, Baloché S, Leloup-Hatey J, Le Menn f, Messaouri H, Nunez--Rodriguez J, Peyonp., Roger C, (1994). Ovogenèse chez l'anguille, *Anguilla anguilla* : ultrastructure de l'ovaire à différents stades de développement et implication des lipoprotéines au cours de la vitellogenèse. Bull. Fr. Pêche Piscic, 335.

C

- CAVAUER, F., 1989. Alimentation artificielle des larves de Bar t(*Dicentrarchus lahrax*) en conditions expérimentales, aspects zootechniques et morphologiques. Thèse de Doctorat, Université de Montpellier, France, 199 pp.
- Clay, D. (1979). Population biology, growth and feeding of African catfish (*Clarias gariepinus*) with special reference to juveniles and their importance in fish culture. Archiv fur Hydrobiology, 87 (4), 453-482.
- Clay, D. (1979). Sexual maturity and fecundity of the African catfish (*Clarias gariepinus*) with an observation on the spawning behavior of the Nile catfish (*Clarias lazera*). Zool. J. Linn. Soc., 65: 351-365.

Reference bibliographies

- CONFER, J.L., LAKE, G.J. , 1987. Influence of prey type on growth of young yellow perch (*Perca flavescens*). *Can o1. Fish. Aquat. Sei .* 44, 2028-2033.
- Constantinos, C. Mylonas., Alexis Fostier., Silvia Zanuy., 2010. Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction.

D

- DABROWSKI, K.R., 1983. Élevage de larves de crégonnes nourries a l'aliment sec et naturel synthèse bibliographique récente. *Bull. Fr. Piscic.* 291 , 183-190.
- De Graaf G., Janssen J., 1996. Artificial reproduction and pond rearing of the African catfish, *Clarias gariepinus* in sub-Saharan Africa. *FAO Fisheries Technical paper 362*, FAO, Rome, 100p.
- De Graaf, G.J., and Janssen, H., 1996. Artificial reproduction and pond rearing of the African catfish *Clarias gariepinus* in sub-saharan Africa. A hand book, *FAO Fisheries technical paper 362 ROME*, 76p.
- De Graaf, G.J., Galemoni, F. and Banzoussi, B., 1995. The artificial reproduction and fingerling production of the African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell1822) in protected and unprotected ponds. *Aquaculture. Research* 26: 233-242.
- De Graaf, G.J., Galemoni, F., and Banzoussi, B., 1996. Successful recruitment control of Nile tilapias, *Oreochromis niloticus*, by African catfish, *clarias gariepinus* (Burchell1822) and, the African snakehead, *Ophiocephalus obscuris*. I .A biological analysis. *Aquaculture*, 146:85-100.
- De Grraf G., Janssen J., 1996 Artificial reproduction and pond raring of the African catfish, *clarias gariepinus* un sub-Saharan Africa. *FAO fisheries technical paper 362*, FAO, Rome (Italie), 100p.
- De Moor, I.J. & Bruton, M.N. 1988 Atlas of alien and translocated indigenous aquatic animals in southern Africa. A report of the Committee for Nature Conservation Research National Programme for Ecosystem Research. *South African Scientific Programmes Report No. 144*, 310 pp. Pretoria, Foundation for Research Development, Council for Scientific and Industrial Research.
- Diallo, A. & Thiam, N. (2010). Module de formation des formateurs sur le suivi des poissons d'eau douce. Intégration de la biodiversité d'eau douce dans le processus de

Reference bibliographies

développement en Afrique. Projet de démonstration bassin du fleuve Gambie ; Wetlands International Afrique, DAKAR-FANN, 43.

- DJOKO, F. M., 2002 : Information sur la reproduction artificielle du *Clarias Gariepinus*. TFC. Inédit. Fac. Sc. UNIKIS. 9pp.
- DOWD, C. E. et HOUDE, E. D., 1980. Combined effects of prey concentration and photoperiod on survival and growth of larval sea bream, *Archosargus rhomboidalis* Sparidae. Mar. Ecol. Prog, ser 3: 181-185.
- DREYER, S. , 1987. Der europäische Flußbarsch (*Perca fluviatilis* L.) als Objekt der Aquakultur. Ph. D. thesis, University of Hohenheim, Germany, 118 pp.
- Dubois E.A., Slob S., Zandbergen M.A., Peute J., Goos H.J.T., 2001. Gonadal steroids and the maturation of the species-specific gonadotrophin-releasing hormone system in brain and pituitary of the male African catfish (*Clarias gariepinus*). Comparative Biochemistry and Physiology Part B, 129, p. 381-387.
- Ducarme, C et Micha, Jc. : Technique de reproduction intensive du poisson chat africain *Clarias gariepinus*, Tropicultura, 2003.
- Ducarme, C. & Micha, J-C. (2003). Technique de production intensive du poisson chat africain, *Clarias gariepinus*. Tropicultura, 21(4), 189-198.
- Dufour, S. (1994). Neuroendocrinologie de la reproduction de l'anguille: de la recherche fondamentale aux problèmes appliqués. Bulletin Français de la Pêche et de la Pisciculture, (335), 187-211.

F

- FAO (2014). La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Rome. 255 p.
- FAO (2012). La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Rome. 241p.
- FAO. 2014. the state of world fisheries and aquaculture, opportunities and challenges. Food and agriculture organization of the united nations, rome, 2014. 223 pp.
- Fermon, Y. (2011). La pisciculture de subsistance en étangs en Afrique : manuel technique. Action contre la faim. ACF-International Network, Paris, 276.
- FIOGBÉ, E.D., KESTEMONT, P., MICHA, J.C., MÉLARD, C., 1994. Some physiological and biochemical characteristics of perch (*Perca fluviatilis*) development in a fertilised pond.

Reference bibliographies

Preliminary results. In : Measures for success (Abstracts) , MUIR , J. and SEVILLA, F. (eds), p 150-151. European Aquaculture Society, Spec. Publ. 21, Oostende, Belgium, 352 pp.

- Froud Bosak kahkesh., Mohammad Yoones Zadeh Feshalami., Farokh Amiri., Mansur Nickpey., 2010. Effect of Ovaprim, Ovotide, HCG, LHRH-A2, LHRH A2+ CPE and carp pituitary in Benni (*Barbus sharpeyi*) Artificial Breeding.
- Fukuhara, O. (1983). Effect of prey density on the swimming behaviour of larval porgy, *Acanthopagrus schlegeli* (Bleeker). Bull. Nansei reg. Fish. Res. Lab. 15: 97–101.
- FURNASS, T. I., 1979. Laboratory experiments on prey selection by perch fry (*Perca fluviatilis*). Freshwater Biology 9,33-43.

G

- García-López, P., J. Bogerd, J.C. Granneman, W. van Dijk, J.M. Trant and R.W. Schulz, 2009. Leydig cells express follicle-stimulating hormone receptors in African catfish. *Endocrinology*, 150: 357-365.
- GOUBIER, J., MARCHANDISE, S., 1990. Etude de faisabilité d'une pisciculture de perche. Rapp. Inst. Rég. Recher. Appl. Aqua (I.R.R.A.A). 70 pp.
- GOVONI J. J., BOEHLERT G. W. & WATANABE Y. 1986. The physiology of digestion in fish larvae. *Environmental Biology of Fishes*, 16: 59-77.
- Grandi, G., Chicca, M., 2004. Early development of the pituitary gland in *Acipenser naccarii* (chondrostei, Acipenseriformes): an immunocytochemical study. *Anat. Embryo.*, 208: 311-321.
- GRANVIL D. T. & DAVIS D. A. 2000. Culture of Small Zooplankters for the Feeding of Larval Fish. SRACA kodogbo et al. 110 Publication: 701.

H

- HALE, J.G., CARLSON, A.R. , 1972. Culture of yellow perch in the Laboratory. *Prog. Fish.Cult.* 34, 195-198.
- Harvey B., Hoar W.S., 1980. La reproduction provoquée chez les poissons : théorie et pratique. Ottawa, Ont., IDRC. x+49p. : il!
- HASAN, M.R. , MACINTOSH, DJ., 1992. Optimum food particule size in relation to body size of common carp , *Cyprinus carpio* L., fry. *Aquaculture Fish. Managt.* 21,3]5-325.

Reference bibliographies

- Hastings, W. H. (1973). Expériences relatives à la préparation d'aliments des poissons et à leur alimentation. Rapport préparé pour le Projet Régional de Recherche et de Formation Piscicoles, FAO FI:DP/RAF/66/054/1, 24.
- Hecht, T. (1996). An alternative life history approach to the nutrition and feeding of Siluroidei larvae and early juveniles. *Aquatic Living Resources*, 9, 121-133.
- Hecht, T., Oellermann, L. & Verheust, L. (1996). Perspectives on clariid catfish culture in Africa. *Aquatic Living Resources*, 9, 197-206.
- HINSHAW, M., 1986. Factors affecting, survival, and growth of larval and early juvenile perch (*Perca flavescens*, Mitchill). Ph.D. thesis, University, North Carolina State, U.S.A. 80 pp.
- Hogendoorn, H. & Vismans, M. M. (1980). Controlled propagation of the African catfish, *Clarias lazera* (C. & V.). II. Artificial reproduction. *Aquaculture* 21, 3-53.
- Hogendoorn H., 1980, Controlled propagation of the African catfish, *Clarias lazera* (C&V). III. Feeding and growth of fry. *Aquaculture*, 21, 233-241.
- HOKANSON, K.EF., 1978. Optimum culture requirements of the early life phases of the yellow perch. In : Perch fingerling production for aquaculture. SODERBERG, R.W.,(ed), p 24-40. University Wisconsin, Sea Grant Advisory report # 421, 77 pp.
- Holden, M. & Reed, W. (1978). West African Freshwater Fishes. Nature Handbooks, Longman group Ltd., London, 78.
- HUNTER, J. et KIMBRELL, C. M, 1980. Early life history of pacific mackerel *Scomber japonicus*. *Fish Bull* 78: 89-102.

I

- Ibrahim I, 2002. Étude comparative de l'efficacité des ressources végétales de protéines dans l'alimentation de *Clarias gariepinus* élevé en bassin et en Whedos. URZH/FAST/ UAC. Cotonou, Bénin.
- Idodo-Umeh, G. (2003). Freshwater Fishes of Nigeria (Taxonomy, Ecological Notes, Diets and utilization). Idodo Umeh Publishers Ltd. Benin City, 232.
- Imorou Toko, I. (2007). Amélioration de la production halieutique des trous traditionnels à poissons (whedos) du delta de l'Ouémé (sud Bénin) par la promotion de l'élevage des

Reference bibliographies

poissons-chats *Clarias gariepinus* et *Heterobranchus longifilis*. Thèse de doctorat, Facultés universitaires Notre-Dame de la Paix, 127.

J

- Janssen, Jal : Élevage du poisson chat africain *Clarias lazera* en République Centre Africain, ALEVI nage en éclosion FAO Rome document technique(21) 1985.

K

- KAMBASHI, M. 2006. Effet de la densité sur la croissance des larves de *clarias gariepinus* I (Burchell, 1822) élevé dans les bacs avec renouvellement d'eau 'mémoire de DEA inédit, fac des Sciences, Unikin.,.55p.

- Kamler E. (2002) Ontogeny of yolk-feeding fish: an ecological perspective. *Fish Biology and Fisheries* 12: 79-103.

- Kanangire, K., 2001. Effets de l'alimentation des poissons avec *Azolla* sur la production d'un écosystème agro-piscicole en zones marécageuses au Rwanda. Thèse de doctorat, Université Notre-Dame de la Paix de Namur, 220p.

- Katemo M, 2006. Comparaison de la fécondation et de la qualité des larves des poissons chat africains, *Clarias gariepinus* de la souche de Lubumbashi. Mémoire .Fac.des sciences Agronomiques, Université de Lubumbashi.

- KAUSHIK, S.J. , 1990. Importance des lipides dans l'alimentation des poissons. *Aqua.Revue*, N° 29 , 9-16.

- Kayuma, M., et al., 2018. Mise au point d'un aliment sec pour l'élevage larvaire du poisson-chat africain (Bruchell 1822) souche de Lubumbashi, *Journal of Animal & Plant Sciences*, 38(1), 6152- 6158.

- Kestemon, P : Nutrition et alimentation, DES, Fac.Univ. Notre dame de la paix, de Namur(FUDNP) 2002.

- Korwin-Kossakowski M. (2012) Fish hatching strategies: a review. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 22: 225-240.

L

Reference bibliographies

- Loffler J., Ott A., Ahnelt H., Keckeis H. (2008) Early development of the skull of *Sander lucioperca* (L.) (Teleostei: Percidae) relating to growth and mortality. *Journal of Fish Biology* 72: 233-258.
- Lazard, J. & Legendre, M. (1996). La reproduction spontanée du tilapia : une chance ou un handicap pour le développement de l'aquaculture africaine. In R.S.V, Pullin, J. Lazard, M. Legendre, J.B.AmonKothias et D. Pauly (Eds.), *Le Troisième Symposium International sur le Tilapia en Aquaculture*, 82-98. ICLARM. Conf.Proe.
- lazera (C&V). III. Feeding and growth of fry. *Aquaculture*, 21, 233-241.
- Le Berre M., 1989. Faune du Sahara : poissons, amphibiens, reptiles. Tome 1. Ed. Chaubaud,France, 332p.
- LEGENDRE M., TEUGELS G. G., CAUTY C. & JALABER B. 1992. A comparative study on Morphology, growth rate and reproduction of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), *Heterobranchus longifilis* (Valenciennes, 1840), and their reciprocal hybrids (Pisces, Clariidae). *Journal of Fish Biology*, 40: 59-79.
- Legendre, M., Teugels, G.G., Cauty, C. & Jalabert, B. (1992). A comparative study on morphology, growth rate and reproduction of *Clarias gariepinus* (Burchell 1822), *Heterobranchus longifilis valenciennes1840* and their reciprocal hybrids (pisce:clariidae)”, *Journal of Fish Biology*, 40, 59-79.
- LERA Y, c., PELLETIER, X., 1985. Fatty acid composition of trout phospholipids : Effect of (n-3) essential fatty acid deficiency. *Aquaculture* 50, 5] -59.
- Lévêque C., Paugy D., Teugels G. G., 1990. Faune des poissons d'eau douce et saumâtre d'Afrique de l'Ouest. Ed. ORSTOM, Paris, 902 p.
- Lwamba B, 2015.Évaluation de l'efficacité du système de chauffage de l'eau en période froide avec la braise sur la croissance des *Oréochromis niloticus* à Lubumbashi, RD Congo.

M

- Malengela L, 2007.Incorporation des farines de sang et de chenilles dans l'alimentation des juvéniles de *Clarias gariepinus*.Mémoire .Fac de médecine vétérinaire,Université de Lubumbashi.

Reference bibliographies

- Masser, M. P. & Wurts, W. A. (1992). Managing recreational fish ponds. *World Aquaculture*, 23(2), 41-47.
- MÉLARD, C , PHILIPPART , J.T. , 1984. Essai d' élev age semi-intensif en bassins d'alevinage de perche fluviatile (*Percafluviatilis* L.) obtenus par reproduction artificielle. *Cah. Éth . Appl.* 4 , 59-66.
- MÉLARD, C., BARAS, E., DES PREZ, D. , PHILIPPART, J.C, KESTEMONT , P., 1994. Intensive culture of perch (*Perca fluviatilis*). First results on the effects of stocking density on growth and survival of larvae and juveniles. In : *Measures for Success (Abstract)*, MUIR, J. and SEVILLA, E (eds). , p 206-207. *European. Aquaculture.Society, Spéc. Publ. 21*, Oostend, Belgium, 352 pp.
- Mfwana, I. D., Kasongo, T. G., Ntende, M. B., Katemo, M. B. & Chocha, M. A. (2016). Comparative study of the performances of growth and rate of survival of the larvae of the two species of the genus *Clarias* (*C. gariepinus* and *C. ngamensis*) at the zoological garden of Lubumbashi, DR Congo. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 17(3), 738-744.
- MICHA, J.C. 2007. Exploitation durable des zones humides, cours de DEA en Biologie appliquée, Fac. des sciences unikis.
- Micha, J-C., 1973. Etude des populations piscicoles de l'Ubanguï et tentative de sélection et d'adaptation de quelques espèces à l'étang de pisciculture. C.T.F.T., Nogent-sur Marne, 100 p.
- Mincha, J.C., 1973. Etude de populations piscicoles de l'Ubanguï et tentative de sélection et d'adaptation des quelques espèces à l'étang de pisciculture. Centre technique forestier tropical, Nogent sur Marne, 100pp.

N

- Nagahama, Y. and M. Yamashita, 2008. Regulation of oocyte maturation in fish. *Dev. Growth. Diff.*,50: 195-219.
- Na-Nakorn, U. & Brummett, R.E. 2009. Use and exchange of aquatic genetic resources for food and aquaculture: *Clarias gariepinus*. *Reviews in Aquaculture*, 1: 214–223.
- Nwadukwe, F. O. (1993). Inducing maturation, ovulation and spawning in the African catfish *Heterobranchus longifilis* Valenciennes (*Pisces; Clariidae*), using frog pituitary extract. *Aquaculture and Fisheries Management*, 24, 625-630.

Reference bibliographies

- Nwadukwe, F. O., Ayinla, O. A. & Abby-Kalio, N. J. (1993). Effects of various doses of acetone-dried powdered carp pituitary extract and season on hatchery propagation of *Heterobranchus longifilis* (Val., 1840) (Pisces; Clariidae). *Journal of Aquaculture in the Tropics*, 8, 33-40.
- Nweke, S. I. & Ugwumba, A. A. (2005). Effects of replacement of Fishmeal with Duckweed (*Lemna paucicostata*) meal on the Growth of *Clarias gariepinus* Burchell, 1822 fingerlings. In *Proceedings of the 20 Annual Conference of the Fisheries Society of Nigeria (FISON)*, 163-167. Port-Harcourt, Nigeria.
- Nwokoye C. O., Nwuba L. A. and Eyo J. E. (2007). Induced propagation of African clariid catfish, *Heterobranchus bidorsalis* (Geoffrey Saint Hillarie, 1809) using synthetic and homoplastic hormones. *African Journal of Biotechnology*, 6 (23), 2687-2693.

O

- Ohta, T., H. Miyake, C. Miura, H. Kamei, K. Aida and T. Miura, 2007. Folliclestimulating hormone induces spermatogenesis mediated by androgen production in Japanese eel, *Anguilla japonica*. *Biol. Reprod.*, 77: 970-977.
- Otémé Z.J., & Gilles S., 1995. Élevage larvaire du silure *Heterobranchus longifilis* : évaluation quantitative des proies vivantes des larves. *Aquat. Living Resour.* 8: 351 - 354.
- Otémé, Z. J., Hem, S. & Legendre, M. (1996). New species of catfish for the development of African fish farming. In M. Legendre & J. P. Proteau (Eds.), *The Biology and Culture of Catfishes*, 207-217. *Aquatic Living Resources*, 9.
- Ott A., Loffler J., Ahnelt H., Keckeis H. (2012) Early development of the postcranial skeleton of the pikeperch *Sander lucioperca* (Teleostei: Percidae) relating to developmental stages and growth. *Journal of Morphology* 273: 894-908.

P

- PARK H. G., LEE K. W., CHO S. H., KIM H. S., JUNG M. & KIM H. 2001. High density culture of the freshwater rotifer, *Brachionus calyciflorus*. *Hydrobiologia*, 446/447: 369-374.
- PASZKOWSKI, C.A., TONN, W.M., 1994. Effects of prey size, abundance and population structure on piscivory by yellow perch. *Trans. Amer. fish. Soc.*, 123, 855-865.

Reference bibliographies

- PEGUIN, C. L., 1984. The effect of photoperiod and prey density on the growth and survival of larval gilthead seabream, *Sparus aurata* L. (Perciformes, Teleostei). M. Se. thesis, Hebrew University, Jerusalem: 93 pp.
- Petersen, C. and O. Söder, 2006. The Sertoli cell-a hormonal target and “super” nurse for germ cells that determines testicular size. *Horm. Res.*, 66: 153-161.
- PIASECKI W., GOODWIN A. E., EIRAS J. C. & NOWAK B. F. 2004. Importance of Copepoda in freshwater aquaculture. *Zoological Studies*, 43(2): 193-205.
- Pillay, T. V. R. (1990). *Aquaculture : principles and practices*. Fishing News Books: Oxford, 575 p.
- POLL, M. et GOSS, JP., 1995. *Genera des poissons d'eau douce d'Afrique*. Mémoire de la classe des sciences, collection in - 80,30 tome IX, Académie royale de Belgique, 324p.
- Prolonge-Chevalier Christine., 2007. *Etude histologique du développement sexuel de l'apron du Rhône (zingel asper L.), peridé endémique menacé d'extinction*. Thèse doctorat. Ecole Doctorale de l'Ecole Pratique des Hautes Etudes Systèmes Intégrés, Environnement et Biodiversité.
- Pruszyński, T. (2003). Effects of feeding on ammonium excretion and growth of the African catfish (*Clarias gariepinus*) fry. *Czech Journal of Animal Science*, 48(3), 106–112.

R

- R1B1, G., 1992. Perch larvae (*Perca fluviatilis*) survive better in dilute sea water. *Aquat. Sci.* 54, 85-90.
- RADŪNZ-NETO, M.J., 1993. *Détermination des besoins nutritionnels en acides gras essentiels chez les larves de carpe (*Cyprinus carpio* L.)*. Thèse de l'Université Bordeaux I, France, 121 pp.
- Richir J., 2004. *La valorisation des sous-produits agro-industriels dans l'alimentation du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*, au Rwanda*. Mémoire licence, RWANDA. 5-6 p.
- Richir, J. (2004). *Valorisation des produits agro-industriels dans l'alimentation du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), au Rwanda*. Mémoire présenté pour l'obtention du grade de licencié en Sciences biologiques. Facultés Universitaires Notre-Dame de la Paix, Namur, 87.

Reference bibliographies

• Richir, J. (2004). Valorisation des produits agro-industriels dans l'alimentation du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), au Rwanda. Mémoire présenté pour l'obtention du grade de licencié en Sciences biologiques. Facultés Universitaires Notre-Dame de la Paix, Namur, 87.

• Coppens (2012). Aliments pour clarias. 21p. (disponible sur www.coppens.eu).

• Rukera Tabaro, S., Micha, J.-C. & Ducarme, C. (2005). Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *Tropicultura*, 23(4), 231-244.

T

• TAMAZOUZT, L., CAPDEVILLE, B., FONTAINE, P., TERVER, D., GEORGES, A., ..1993a. Growth of perch *Perca fluviatilis* fed on a formulated diet reared in two culture systems: closed circuit and floating cage. In : From discovery to commercialisation '(Abstracts). KESTEMONT, P. and BILLARD, R. (eds). , p 272. European Aquaculture Society, Spe. Publ. N° 20, Oostend, Belgium. 632 pp.

• Teugels G., 1986. A systematic revision of the African species of the genus *Clarias* (Pisces:Clariidae).Ed. Annales Musée Royal de l'Afrique Centrale, 247, p. 1-199.

• TEUGELS G.G., 1996.-! Taxonomy, phylogeny and biogeography of catfishes (Ostariophysi; Siluroidei): An overview. *Aquat. Living Resour.*, 9: 9-34.

• Themmen, A.P.N. and I.T. Huhtaniemi, 2000. Mutations of gonadotropins and gonadotropin receptors: elucidating the physiology and pathophysiology of pituitary-gonadal function. *Endocr. Rev.*, 21: 551-583.

• THORPE, J.E., WANKOWSKI, J.W.J., 1979. Feed presentation and food particle size for juvenile Atlantic salmon, *Salmo salar* L. In : *Finfish nutrition and Fishfeed Technology 1*, HALVER, J.E., TIEWS, K. (eds), p 501-513.

U

• Urho L. (2002) Characters of larvae – what are they? *Folia Zoologica* 51: 161-186.

• uys, w. & hecht, t. (1985). evaluation and preparation of an optimal dry feed for the primary nursing of *clarias gariepinus* larvae (pisces: clariidae). *aquaculture*, 47, 173-183.

V

Reference bibliographies

- Van Weerd, J. H. (1995). Nutrition and growth in Clarias species - a review. *Aquatic Living Resources*, 8, 395-401.
- VERRETH J. 1994. Nutrition and related ontogenetic aspects in larvae of the African catfish *Clarias gariepinus*. DSc thesis, Department of Fish Culture and Fisheries, Wageningen Agricultural University, The Netherlands.
- Viveen W.J.A.R., Richter C.J.J., Van Oordt. P.G.W.J, Janssen J.A.L., Huisman E.A. (1985) : Manuel pratique de pisciculture du poisson chat africain (*Clarias gariepinus*). Direction Générale de la Coopération Internationale du Ministère des Affaires Etrangères, la Haye, Pays-Bas et Département de Pisciculture et des pêches de l'Université Agronomique de Wageningen, Pays-Bas et Groupe de Recherche d'Endocrinologie Comparative, Département de Zoologie de l'Université d'Utrecht, Pays-Bas, 32 p.
- Viveen WJAR, Rither CJJ, van Oordt PGJ, Janssen JAL, Huisman EA. Practical manual for the culture of the African catfish (*Clarias gariepinus*). The Hague, Netherlands: Directorate General for International Technical Cooperation; 1985. p. 93..
- Viveen, W, J. A. R., Richter, C. J. J., Van Oordt, P. G. W. J., Janssen, J. A. L. & Huisman, E. A. (1985). Manuel pratique de pisciculture du poisson chat africain (*Clarias guriepinus*). Département de Pisciculture et des pêches de l'Université Agronomique de Wageningen, Belgium.
- Viveen, W.J.A.R., Richter, C.J.J., van Oordt, P.G.W.J., Janssen, J.A.L. & Huisman, E.A. 1985. Practical manual for the culture of the African catfish (*Clarias gariepinus*). The Netherlands Ministry for Development Cooperation, Section for Research and Technology, 128p.
- VLAVONOU, R., 1991. Contribution à la maîtrise de l'élevage intensif de juvéniles de poissons carnassiers d'eaux douces: perche (*Perca fluviatilis*) et Brochet (*Esox Lucius*). Mémoire DEA, ENSAIA, INPL, 53 pp.

W

- WANKOWSKI, J.W.J., THORPE J.E, 1979. The role of food particle size in the growth of juvenile Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *J. Fish. Biol.* 14,35] -370.

Reference bibliographies

- Welcomme, R.L. 1988. International introductions of inland aquatic species. FAO Fisheries Technical Paper No. 294, 318 pp. Rome FAO.
- Więcaszek, B., Krzykawski, S., Antoszek, A., Kosik, J. & Serwotka, P. (2010). Morphometric characteristics of the juvenile North African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) from the heated water aquaculture. Electronic Journal of Polish Agricultural Universities (EJPAU), 13, (2).

Y

- Yashouv, A. & Chervinski, J. (1971). Preliminary experiments on the growth of *Tilapia aurea* in seawater ponds. Bamidgeh, 23, 125-129.

Z

- Zooclanclounon, A, 2003. Essai de mise au point d'un aliment sec pour l'élément larvaire de *Clarias gariepinus*(Burchell,1822) DIT 9eme promotion ,université d'Abonney – cabaye ,Benin.

Wébographie :

- **Fao** : Tableau 1. Préférences alimentaires du poisson-chat nord africain (*Clarias gariepinus*) par classe de taille₁ (accédé le : 28/08/2020)

http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/affris/docs/NorthAfricaCatfishFrenchT/NorthAfricaCatfishFrenchT1.pdf