

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Blida - 1 -

Faculté des sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie des Populations et Organismes



Mémoire

**De fin d'Etude En Vue de l'Obtention du diplôme de Master en
Biologie**

Option : Reproduction Animale

Thème:

**Contribution à la reproduction artificielle du poisson
chat *Claries gariepinus***

Présenté par :

Melle Sayah Sara

Soutenu le : 30 /06/2016

Devant le jury composé de :

Dr. Bessad M.A

Mme. Djazouli Z Alim F.Z

Dr. LARBI Doukara K

MCB/BPO (UBD1)

MCA/PBO (UBD1)

MCB/PBO (UBD1)

Président

Examinatrice

promoteur

Promotion 2015/2016



Remerciement

Au terme de ce travail, je remercie Dieu le tout-puissant pour m'avoir donné la santé, le courage et la volonté pour réaliser ce modeste travail.

J'adresse mes remerciements les plus sincères aux personnes qui m'ont apporté leur aide et qui ont contribué à l'élaboration de ce mémoire ainsi qu'à la réussite de cette formidable année universitaire.

Je tiens dans un premier temps à remercier Mr. Dr. LARBI DOKARA Kamel, mon promoteur d'avoir consenti de me confier ce thème et pour son aide et assistance ainsi qu'à ses précieux conseils malgré ses très nombreuses obligations.

Je remercie Mr. HEMIDAT Mohamed, ingénieur d'état au sein du CNRDPA et Co-promoteur de ce travail, pour sa sympathie, sa disponibilité, ses idées et conseils, ainsi que pour son aide précieuse de tous les jours.

Je tiens à remercier Mr. BESSAD Mohamed Amine d'avoir accepté de présider le jury de cette soutenance, ainsi que l'examinatrice Mme. DJAZOULI. Z pour m'avoir honoré de sa présence et d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Mes remerciements s'adressent également à toute l'équipe de la station aquacole « CNRDPA » qui ont prêté assistance et prodigué des conseils utiles.

Enfin, je tiens vivement à remercier toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce présent mémoire.





Dédicace

Je dédie ce travail à mes chers parents les plus honnêtes et les anges gardiens de ma vie qui se sont tellement sacrifiés et nous ont soutenus envers et contre tout pour que nous arrivions à un tel niveau intellectuel.

*A mon cher frère Abdel Azize et mes chères sœurs Rania et Anefal.
A mes grands-parents et tous les membres de la famille de près et de loin
SAYAH et GHEMARI qui m'ont souhaité toujours la réussite et le
bonheur.*

*A mes demi-sœurs et frères, mes chères amis qui m'ont encouragée et
mon soutenus Soumia, Hanane, Mariem, Sadia, Ahlem, Bilal et
Radeouane.*

*A tous mes professeurs qui ont partagé avec moi les longues années
d'études.*

*A tous ceux qui m'aiment et me respectent, à ce qui j'aime de près ou de
loin.*

A toutes les personnes qui m'ont éclairé la voie du savoir.

SAYAH Sara.



Liste des abréviations:

CNRDPA:	centre national de recherche et développement de la pêche et de l'aquaculture.
HCG:	gonadotropine chorionique humaine.
Gn-RH:	Gonadotrophine-Releasing Hormone.
Ovaprim:	<i>(Luteinising Hormone Releasing Hormone analog).</i>
<i>C. gariepinus:</i>	<i>Clarias gariepinus.</i>
PV:	poids vif.
W:	Willaya.
h:	Heure.

Tableau des matières

Introduction.....	01
Chapitre I : généralités	
1. Présentation des espèces	03
1. 1. Taxonomie.....	03
1. 2. Répartition géographique	04
• En Afrique.....	04
• En algerie	05
1. 3. Production mondiale.....	06
1. 4. Principaux pays producteurs.....	07
2. Biologie.....	08
2. 1. caractéristiques morphologiques.....	08
2. 2. Ecologie.....	10
2. 3. Régime alimentaire.....	11
3. Reproduction.....	12
3. 1. Physiologie de la reproduction.....	12
3. 2. La reproduction en milieu naturel.....	14
3. 3. Reproduction artificielle.....	14
1. Rreproduction artificielle.....	15
2. Reproduction induite	15
3. 3.1. La reproduction artificielle sans traitement hormonal.....	16
3. 3.2. La reproduction artificielle avec traitement hormonal.....	16
3. 4 facteurs externes influençant la reproduction.....	17
* L'environnement aquatique.....	17
* La temperature.....	17
* La photopériode.....	18
* L'alimentation.....	18
* La qualité physico-chimique de l'eau.....	18
Chapitre II : matériel et méthode	
1. présentation du site.....	19
2. Matériel.....	20
2. 1. Matériel biologique.....	20
2. 1.1. Origine des géniteurs.....	21
2. 1.2. Alimentation.....	21
* Alimentation des géniteurs.....	21
* Alimentation des larves.....	21
2. 1.3. Sexage des géniteurs.....	22

2.	2. Matériel expérimental.....	22
2.	2.1. Stockage des géniteurs.....	22
2.	2.2. Récolte et adaptation des géniteurs.....	23
3.	Protocole expérimental.....	23
3.	1. Conditionnement des géniteurs.....	23
3.	2. Présélection et anesthésies des géniteurs.....	24
3.	3. Précaution.....	24
3.	4. Induction des femelles.....	24
3.	5. Traitement hormonal.....	25
	> Calcul des doses d'hormones.....	25
	• La nature d'hormone HCG.....	25
	• La fonction d'hormone.....	25
	• L'utilisation d'hormone.....	25
	> L'injection d'hormone	26
	> Calcule temps de latence.....	27
3.	6. Fécondation artificielle.....	27
3.	6.1. Stripping (prélèvement des ovules).....	27
3.	6.2. Prélèvement des testicules.....	28
3.	6.3. Prélèvement des spermés.....	30
3.	6.4. Fécondation (mélange des gamètes).....	30
3.	6.5. Incubateur des œufs.....	31
	> Calcule de taux fécondité	32
3.	7. Développement embryonnaire.....	32
3.	7.1. Eclosion (J ₀).....	33
3.	8. Elevage larvaire.....	33
3.	8.1. Résorption vitelline (J ₁).....	33
3.	8.2. Premier alimentation (J ₂).....	33
3.	8.3. Premiers nettoyage (J ₃ et J ₄).....	34

Chapitre III : résultats et discussion

I.	Résultat.....	35
1.	Stockage des géniteurs.....	35
2.	Alimentation des géniteurs.....	35
3.	contrôle la maturité des femelles.....	36
4.	prélèvement de sperme.....	36
5.	prélèvement des ovules.....	36
6.	La quantité d'ovules produits.....	37
7.	Fécondation et mise en incubation des œufs.....	38
8.	Développement embryonnaire.....	39
9.	Eclosion J ₀	42
10.	Elevage larvaire.....	43
11.	Alimentation des larves.....	43

II. Discussion générale.....	44
Conclusion	48
Bibliographie	49
Annexe	

Liste des tableaux

Tableau 01: Les mensurations du poids des géniteurs classés.....	20
Tableau 02: les doses d'injection.....	26
Tableau 03: les résultats de la réponse à la stimulation hormonale	37
Tableau 04: Résultats des prélèvements des ovules (g)	37
Tableau 05: Résultats des prélèvements des ovules selon le PV des femelles	38
Tableau 06: Taux de fécondation correspondent aux femelles.....	38
Tableau 07: Taux d'éclosion.....	42

Liste des figures

Figure 01	Poisson-chat africain <i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822).	04
Figure 02	Répartition géographique du poisson-chat Africain (Lacroix, 2004).	05
Figure 03	Répartition géographique de <i>Clarias gariepinus</i> en Algérie (le Berre, 1998).	06
Figure 04	Production aquacole mondiale de <i>Clarias gariepinus</i> (FAO, 2012).	07
Figure 05	les pays producteurs de <i>Clarias gariepinus</i> (<i>Statistiques des Pêches FAO, 2006</i>)	08
Figure 06	Morphologie de <i>Clarias gariepinus</i> (Barbillons, nageoires, branchies et organes arborescents) (Lacroix, 2004).	10
Figure 07	Physiologie de la reproduction chez poisson, organes et hormone impliqués dans la reproduction des poissons(Schlumberger, 2002).	13
Figure 08	Les techniques de la reproduction artificielles du poisson chat (PRODEFA, 2012).	15
Figure 09	Les stades de la reproduction (naturelle et artificielle) de poisson chat <i>Clarias gariepinus</i> (YUAN, 2009).	17
Figure 10	Les bassins de stockages	19
Figure 11	Bouteilles de Zoug et bac.	19
Figure 12	Balance électrique de précision	20
Figure 13	Aliment distribué aux géniteurs	21
Figure 14	Dimorphisme sexuel chez <i>Clarias gariepinus</i> ; 1(F):géniteur femelle, 2(M): géniteur male.	22
Figure 15	Les receways de stockage des géniteurs.	23
Figure 16	Les raceweys d'adaptation.	23
Figure 17	Préparation du produit Eugénol et anesthésie les géniteurs	24
Figure 18	Hormone HCG utilisé.	25
Figure 19	Injection d'hormone.	26
Figure 20	Strippings (prélèvements d'ovules).	28

Figure 21	Les œufs matures.	28
Figure 22	Les étapes de prélèvement des testicules.	28
Figure 23	Prélèvement de sperme.	30
Figure 24	Récupération de sperme	30
Figure 25	Incorporation de sperme et l'œuf	31
Figure 26	Fécondation des gamètes	31
Figure 27	Incubation des ovules fécondés	31
Figure 28	L'œuf fécondé en vers foncé.	32
Figure 29	Alimentation des larves à J ₂ .	34
Figure 30	Pollution d'eau a cause d'accumulation d'aliment.	35
Figure 31	Ovocyte non fécondé.	36
Figure 32	Développement embryonnaire du poisson <i>Clarias gariepinus</i> .	40
Figure 33	Variation de taux d'ovulation selon les femelles.	44
Figure 34	Taux d'ovulation selon la variation des hormones.	45
Figure 35	Le pourcentage des taux de fécondation selon les femelles.	46

Résumé :

Le présent travail de la reproduction du poisson chat africain rapporte les phases essentielles de la reproduction artificielle au sein de la station CNRDPA d'ouargla.

Afin d'améliorer la production d'alevins du poisson-chat *Clarias gariepinus* par le biais de la reproduction artificielle et de passer du stade de production expérimentale à un stade de production artificielle, nous avons eu recours à l'induction hormonale de la ponte en administrant aux femelles l'HCG (gonadotrophine chorionique humaine).

Nous avons utilisé trois systèmes d'incubation afin de les comparer et de mettre en évidence les avantages et les inconvénients du milieu.

Après l'administration de l'HCG nous avons obtenu environ 567 894 ovules/Kg du poids vif qui représente eu la comparant avec des études préalables.

Au cours de l'incubation, nous avons suivi le développement larvaire afin d'estimer le taux de croissance à deux régimes alimentaires différents.

Dans notre contribution les résultats du taux de fécondation et de l'éclosion obtenu est satisfaisante et aussi supérieurs à celle de la bibliographie, cela indique qu'un grand pourcentage des œufs a été fécondé, et cela peut être attribué à une bonne manipulation lors de l'opération de stripping et de la fécondation.

Mots clés: *Clarias gariepinus*, reproduction artificielle, l'HCG, aquaculture, développement larvaire

Abstract

This working fish reproduction African cat relates the essential phases of the artificial reproduction of hers CNRDPA station Ouargla.

To improve the production of fry catfish *Clarias gariepinus* through artificial reproduction and spend experimental production stage to stage large-scale production, we have been using hormonal induction spawning female by administering HCG (human chorionic gonadotropin). We used three incubation systems to compare and highlight the advantages and disadvantages of the medium.

After administration of HCG we got about 567 894 eggs / kg of body weight been representing comparing with previous studies.

During the incubation, we identified the differnet stages of embryonic development, and we followed the larval development to estimate the growth rate to two different diets.

In this contribution the results of fertilization rate and hatching obtained is satisfactory and also higher than that of the literature indicates that a large percentage of the egg has been fertilized, and this can be attributed to good handling during the stripping operation operation and fertilization.

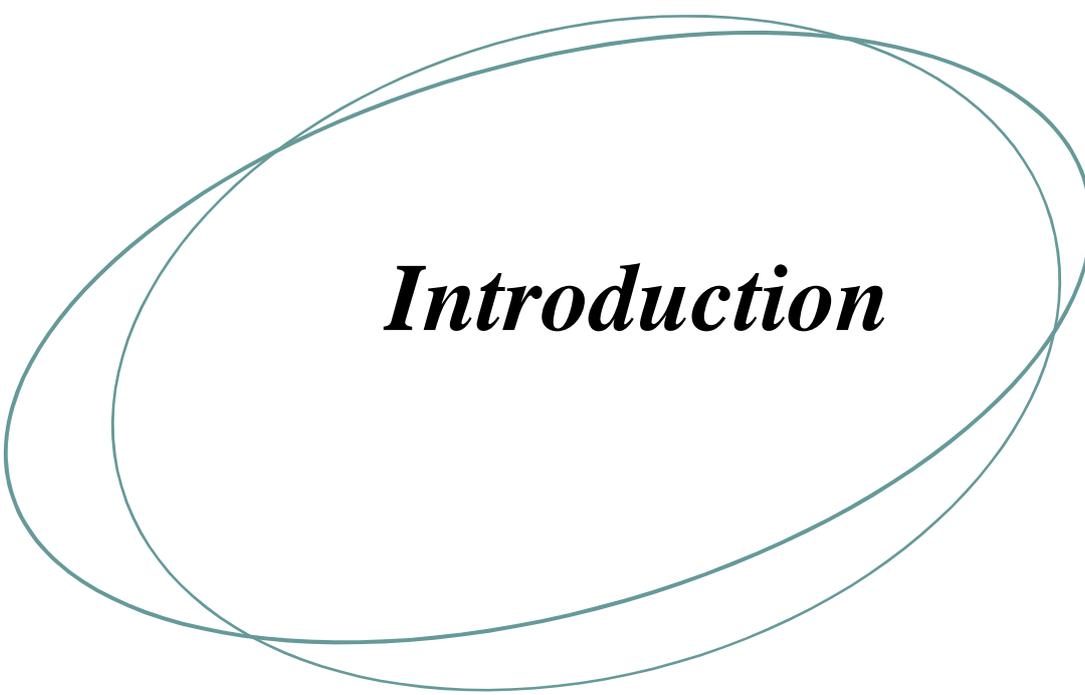
Keywords: *Clarias gariepinus* , artificial reproduction, HCG , aquaculture, larval development.

تم هذا العمل من التكاثر الاصطناعي لأسماك القط الإفريقي في محطة CNRDPA .
لتحسين إنتاج سمك القط الإفريقي بواسطة الاستنساخ الاصطناعي و اجتياز مرحلة الإنتاج التجريبي لمرحلة
قمنا بإضافة الهرمون HCG لتحسين و تحريض السمك لوضع البيض

أنظمة حضانة للمقارنة وتسلط الضوء على مزايا و عيوب المتوسط.

HCG 894 567 بيضة / كجم من وزن الجسم مقارنة مع الدراسات السابقة.
حددنا مراحل مختلفة من التطور الجنيني، وتابعنا نمو اليرقات لتقدير معدل لنظامين مختلفين
هذه المساهمة مرضية، أعلى أيضا من تلك المشار إليها في المراجع حيث
نسبة كبيرة من البيض تم إخصابها، وهذا يمكن أن يعزى إلى قابلية جيدة في تجريد العملية والتسميد.

HCG ، تربية الأحياء المائية ، نمو اليرقات () :



Introduction

Introduction

L'aquaculture est la culture d'organisme aquatique .elle englobe celle des poissons (pisciculture), des mollusques (conchyliculture), des crustacés et des plantes aquatiques (algoculture); (UICN, 2007).

L'aquaculture, probablement le secteur de production alimentaire qui connaît une croissance permanente et rapide, fournit actuellement presque 50% des poissons consommés dans le monde et elle est considérée comme ayant le plus grand potentiel pour satisfaire la demande croissante en aliments aquatiques (FAO, 2009).

En effet, la production aquacole mondiale a augmenté de façon exponentielle passant de 60 millions de tonnes en 2010 à 97,2 millions de tonnes en 2013 avec une production de 99,1% de poissons d'eau douce (FAO, 2015).

Bien que encore nouvelle en Algérie, l'aquaculture est une discipline qui a suscité l'intérêt des décideurs, elle connaît actuellement un développement certains vu l'importance de ses potentialités aquacoles du pays.

Dans ce contexte, nous préconisons de valoriser les espèces sahariennes d'intérêt aquacole et de promouvoir l'élevage des espèces autochtones dont *Clarias gariepinus* qui présente de très bonnes valeurs nutritives par ces taux de protéine conséquents et sa pauvreté en matière grasse.

Le poisson-chat africain est une espèce très appréciées en aquaculture grâce à son indice de conversion de l'aliment, sa résistance aux maladies, sa faible exigence par rapport à la qualité de l'eau, la possibilité de l'élever en grande densité (intensif) ainsi que la qualité de sa chair (in Chebel et Khouas, 2009.) .le poisson chat carnivore (*Clarais gariepinus*) a remplacé le tilapia, en tant que poisson le plus produit dans les exploitations aquacoles depuis 2004 (FAO,2001).

La stimulation des gonades males et femelles repose sur la gonadolibérine d'origine hypothalamique (GnRH), et sur les hormones gonadotropes ou gonadotrophines sécrétées par l'antéhypophyse (LH et FSH). Deux autres gonadotrophines, mai d'origine placentaire, sont enregistrées en médecine vétérinaire (eCG et l'HCG).

Les gonadotrophines et la GnRH possèdent un domaine étendu d'applications en médecine vétérinaire, ces substances sont utilisées pour (stimuler la croissance folliculaire et l'ovulation) les indications suivantes.

Introduction

Chez les chevaux: L'administration d'hCG à des juments en œstrus et dans lesquelles un des deux ovaires présente un follicule d'au moins trois centimètres de diamètre aboutit, dans la plupart des cas, à une ovulation dans les 48 heures. L'administration d'hCG paraît alors raisonnable si on ne désire inséminer une jument qu'une seule fois au cours de ce cycle. L'administration de GnRH donne de moins bons résultats que l'hCG pour cette indication.

Chez les bovins: l'administration d'hCG et de GnRH est possible pour les mêmes indications. Les deux produits donnent des résultats comparables.

Chez les petits ruminants: chez la brebis et chez la chèvre, l'hCG peut être utilisé pendant l'œstrus pour obtenir une ovulation, mais l'efficacité n'est pas clairement établie.

A cet effet, nous avons entrepris ce étude en collaboration avec le CNRDPA de Ouargla (centre national de recherche et développement de la pêche et de l'aquaculture Ouargla) afin de réaliser la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*, en vue d'obtenir un stock de géniteurs plus adaptés à l'élevage et prêts à fournir des alevins en continu, ainsi que d'éviter d'éventuelles lourdes, longues et coûteuses d'importations.

Lors de cette expérience qui s'est déroulée dans cette structure, nous avons réalisé la reproduction artificielle, par l'induction de la ponte en utilisant l'hormone HCG sur des géniteurs provient de leur milieu naturel.

Nous avons réalisé pour la première fois un croisement entre deux races différentes: une locale et l'autre étrangère (hollandaise) afin d'obtenir de nouvelles générations plus adaptées.

Notre étude a été répartie en trois chapitres:

- Le premier est consacré à des généralités sur l'espèce *clarias gariepinus*.
- Dans le second, on y trouve une description du site de travail, le matériel biologique utilisé ainsi que les méthodes utilisées.
- Enfin, dans le dernier chapitre sont présentées les obtentions avec une discussion justifiant les résultats obtenus.

Une conclusion générale vient clore ce travail.



Chapitre I
Généralité

1. Présentation des espèces

L'étude des poissons-chats africain *Clarias gariepinus*, communément appelés Siluriformes apporte une contribution remarquable à la connaissance de la biologie des espèces aquatiques ainsi que leur exploitation durable (Arratia et al., 2003 ; Diogo, 2005).

Les Siluriformes constituent un groupe de poissons de grande importance tant sur les plans de la diversité spécifique et biogéographique (Arratia et al., 2003 ; Diogo, 2005).

La maîtrise de la production d'une espèce aquatique comme le poisson-chat africain en élevage nécessite une connaissance parfaite sur son biotope et son comportement dans le milieu naturel et surtout ses exigences par rapport à certains élevages afin d'obtenir d'avantage de protéines animales (Chikhaoui, 2015).

Ils sont sans doute les espèces les plus adaptées à la pisciculture africaine au travers de leurs adaptations à la vie en biotope difficile (eau turbide, pauvre en oxygène, etc.) et à des densités élevées d'élevage (Viveen et al., 1985 ; Avit et Luquet, 1995 ; Hecht et al., 1996).

1.1. Taxonomie

Les Siluriformes représentent près du tiers des poissons d'eau douce connus dans le monde avec 34 familles (dont deux fossiles) comprenant 437 Genres et plus de 2700 espèces. En majorité d'eaux douces et/ou saumâtres (Fig.01) (in Chikou, 2006).

Selon la systématique décrite par Lecoindre (in Leveque et Paugy, 1999), et ensuite par Teugles (in Lmorou Toko, 2007), *Clarias gariepinus* appartient à la famille des siluriformes.

- Règne: Animal.
- Embranchement: Chordata.
- Sous embranchement: Vertebrata.
- Super-classe: Osteichthyes.
- Classe: Actinopterygii.
- Sous-classe: Teleostien.
- Ordre: Siluridei.
- Famille: Clariidae.
- Genre: *Clarias*.
- Espèce: *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822).



Figure 01: Poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822).

1.2. Répartition géographique:

En Afrique:

L'élevage des *Clarias gariepinus* en Afrique a débuté dans les années 1970 en Afrique Centrale et en Afrique du Sud (Sikasso, 2013).

Le poisson chat africain est largement distribué en Afrique (Fig. 02), dans le Nord et le Centre de l'Afrique, il a été décrit sous le nom de *Clarias lazera*, dans la région orientale sous le nom de *Clarias senegalensis*, dans la partie occidentale au nom de *Clarias mossambicus* et dans le méridionale comme *Clarias gariepinus*, il s'agit cependant dans toutes les régions, d'une même et seule espèce, le *Clarias gariepinus* (Lacroix, 2004).



Figure 02: Répartition géographique du poisson-chat Africain (Lacroix, 2004).

- **En Algérie:**

En Algérie on trouve *Clarias gariepinus* dans la région du Zibans (Tolga W. Biskra) dans Oued Righ au niveau de Merdjadja, Temacine et Sidi bouhania (Touggourt W. Ouargla), ainsi qu'on Tassili N'ajjer (Iherir, Tadjeradjeri, Oued tikhamalt, Oued Tarat et Oued Iszien W. Tamanrasset) (Fig.03) (Le Berre, 1989).

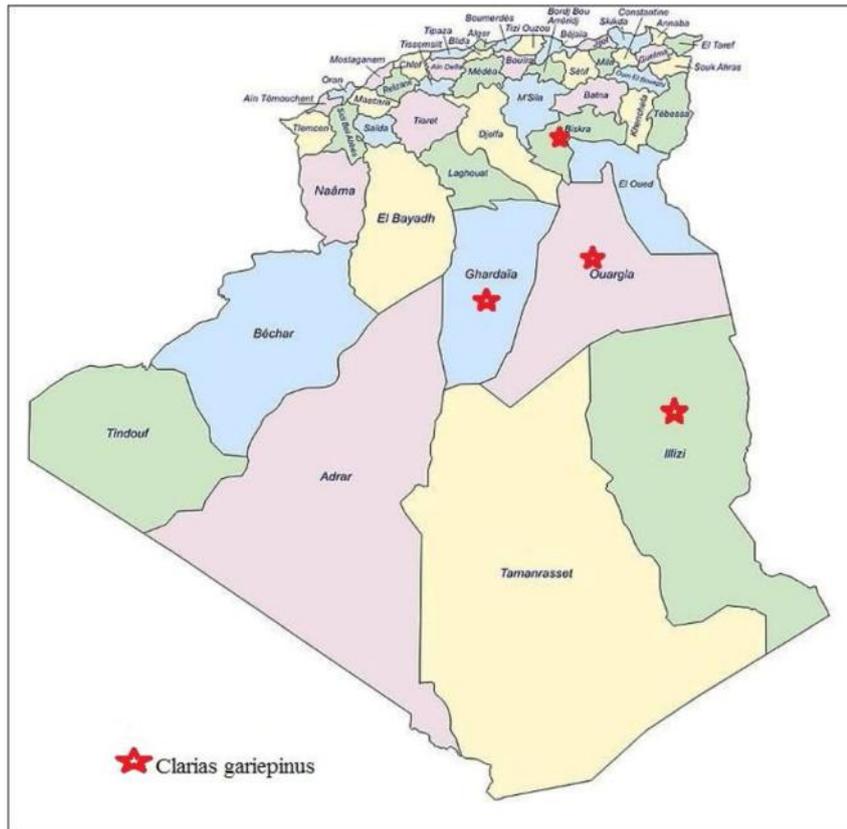


Figure03: Répartition géographique de *Clarias gariepinus* en Algérie (le Berre, 1998).

1.3. Production mondiale:

Le poisson-chat africain bat presque tous les records de croissance (plus d'un kg en 1an) et suppose de très fortes concentrations, atteignant des biomasses de 450 kg/m³ du bassin (Ducarme et Micha, 2003), Leur production mondiale, plus de 420.000 tonnes/an, se situe actuellement au quatrième rang des espèces cultivées en eau douce après les Carpes, les Salmonidés et les Tilapias.

Cette espèce a été introduite pour l'élevage en Asie vers 1970 par Kimpe au Vietnam, en Amérique du sud vers 1990 au Brésil et en 1996 au Paraguay par VanRuymbek (Ducarme et Micha, 2003).

La figure (04) représente la production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus*, selon les statistiques de FAO, (2012); La production aquacole mondiale du *C. gariepinus* a dépassé les 26000 Tonnes en 2005 et 2006, en 2010 la production a atteint un maximum du 190861 Tonnes.

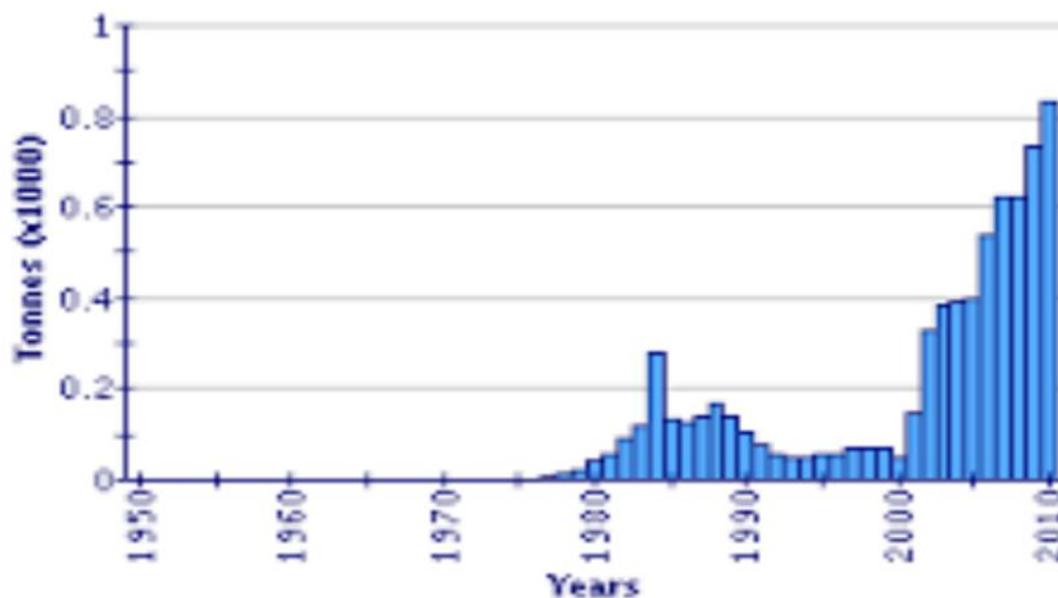


Figure 04: Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* (FAO, 2012).

1.4. Principaux pays producteurs:

D'après FAO, (2012), le Nigeria est de loin le pays le plus grand producteur de poisson-chat, mais les Pays-Bas, Kenya, Syrie, Hongrie, Brésil, Cameroun, Mali, et l'Afrique du Sud, en produisent également des quantités importantes. Ils se produisent également dans d'autres pays dont la Chine, Thaïlande, Egypte (Fig.05).

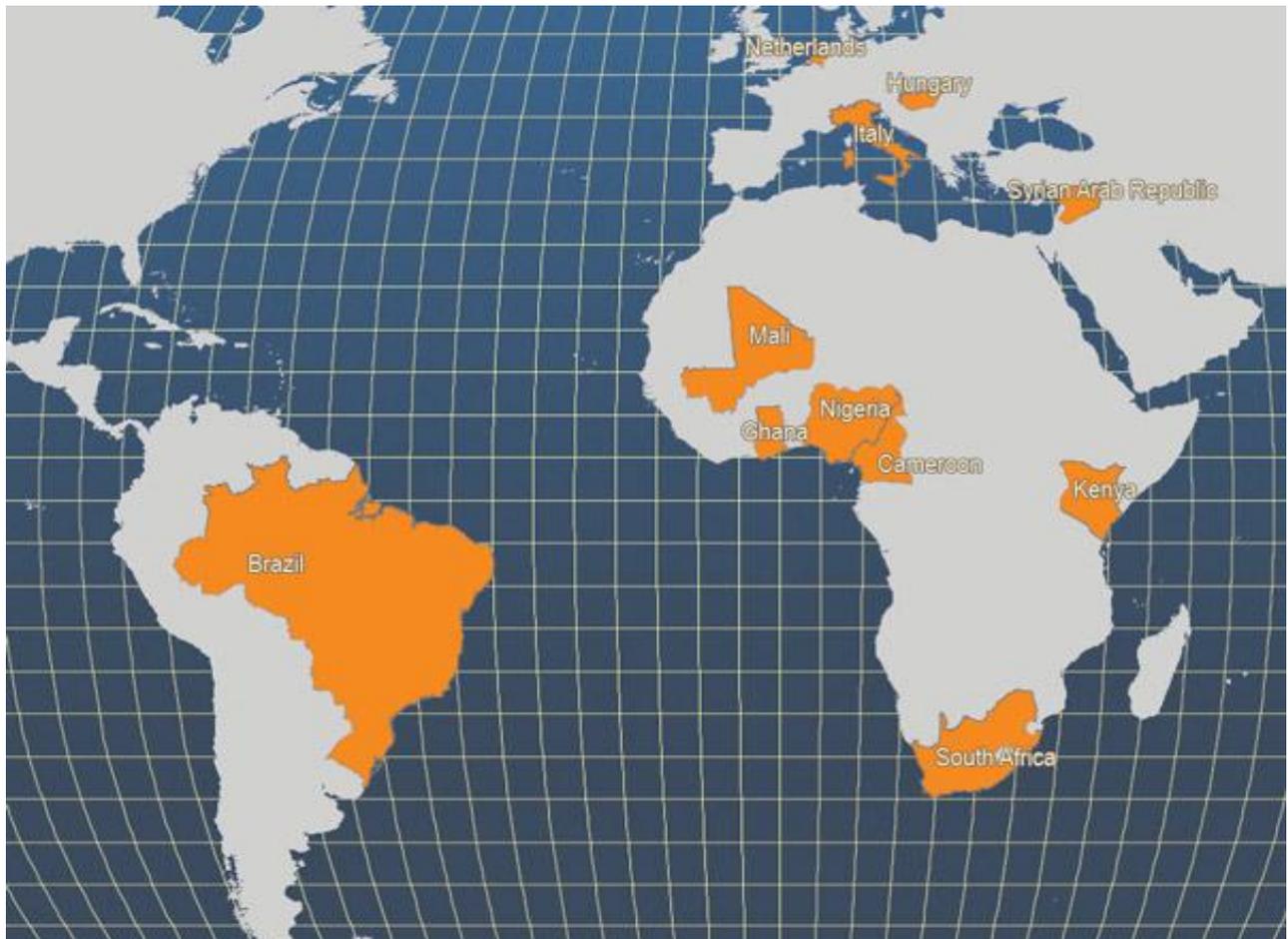


Figure 05: les pays producteurs de *Clarias gariepinus* (*Statistiques des Pêches FAO , 2006*)

2. Biologie:

2.1. Caractéristiques morphologiques:

Les poissons-chats présentent une remarquable combinaison de caractéristiques morpho-physiologiques, écologiques et comportementales qui leur permet de s'adapter aux différents systèmes d'élevage en eaux douces (**Bruton, 1996**).

C'est un poisson rustique en raison de son double système de respiration (Fig. 06) (**Hogendoorn et al., 1983**). Ils possèdent un organe supra-branchial constitué de branchies et d'organes arborescents capable d'utiliser directement de l'air atmosphérique, ce qui rend facile sa manutention. Sa croissance maximale s'exprime aux températures allant de (27, 5-32, 5°C) et pour des pH compris entre (6, 5 et 8) (**Hogendoorn et al., 1983**). Son régime alimentaire est omnivore à tendance carnivore à partir d'un poids d'environ 150g (**Fishbase, 2010**).

Chapitre I : Généralité

La dénomination de «poisson chat» désigne communément quelques espèces ayant des barbillons au niveau de leurs mâchoires (*in Chikhaoui, 2015*).

Le poisson chat africain a un corps cylindrique allongé, de nageoires dorsales et anales qui sont extrêmement longues(*le Berre, 1989*).

La peau du poisson chat est recouverte d'un mucus qui est pigmentée de noir sur la partie dorsale et latérale du corps. Lorsqu'il est exposé à la lumière, il devient plus clair ou tacheté. Lors du stress, il montre un patron de coloration en forme de mosaïque de tache foncée et claires (*Lacroix, 2004*).

Il se caractérise par une tête longue et aplatie dorso-ventralement (*Lévêque et al., 1990*); Ses quatre barbillons dont leur principale fonction est la détection des proies, le plus long de ces barbillons peut mesurer trois fois la longueur de sa tête, ces barbillons entourent la bouche transversale cette bouche assez large permet au poisson-chat de prendre une grande variété de nourriture, depuis des organismes minuscules du zooplancton, jusqu'aux poissons (*le Berre, 1989*).

Ce Poisson peut avoir une taille maximale de 150cm pour certains spécimens, et il pèse plus de 7kg (*Lévêque et al., 1990*).

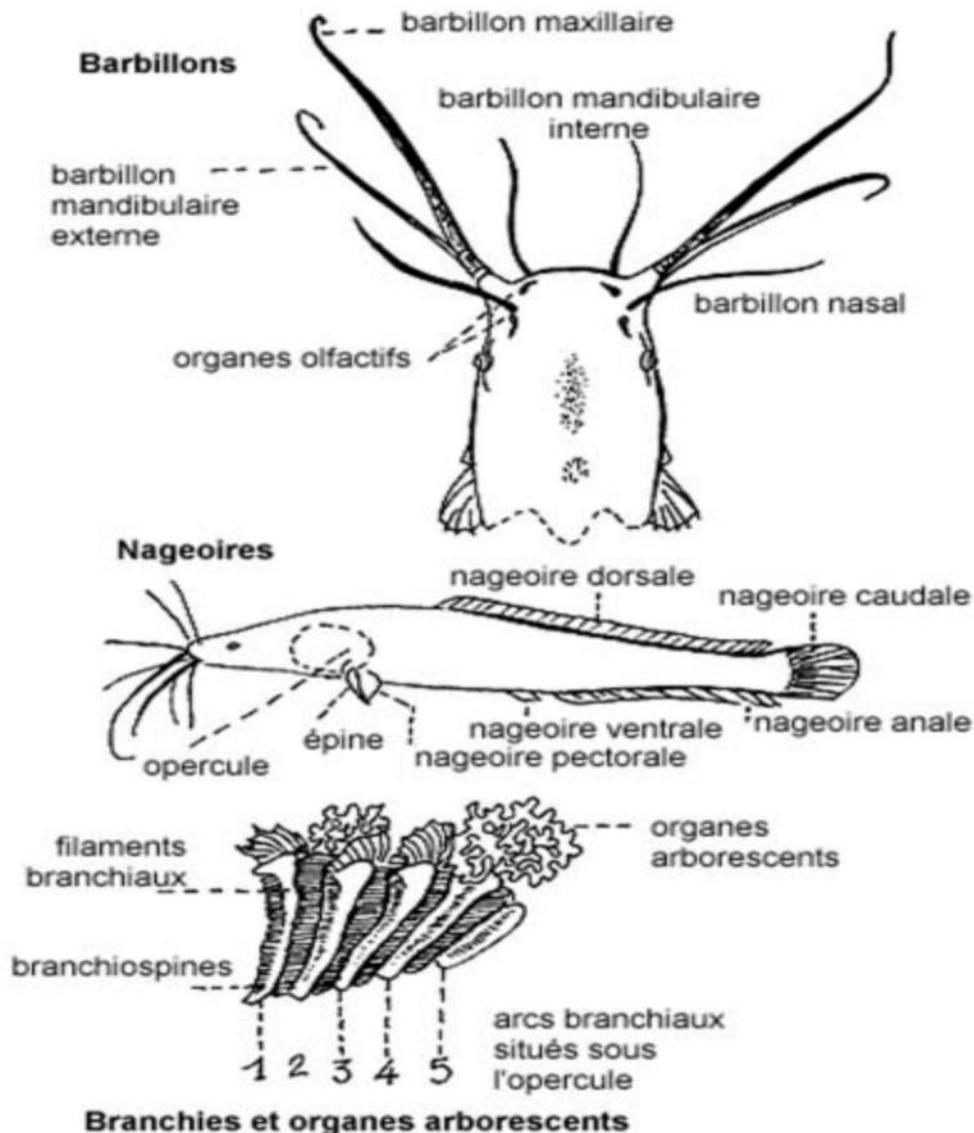


Figure 06: Morphologie de *Clarias gariepinus* (Barbillons, nageoires, branchies et organes arborescents) (Lacroix, 2004).

2.2. Ecologie:

C. gariepinus est une espèce benthopélagique (Fishbase, 2009), habite dans les eaux douces calmes des lacs, des cours d'eau, des rivières, des marais aux plaines inondables dont certains sont soumis à des séchages saisonnés le plus souvent, les habitats fréquentés sont des plaines d'inondations, des marécages et des bassins dans lesquels le poisson chat peut survivre pendant la saison sèche grâce à la présence d'un organe accessoire pour respirer l'air (in de Graaf et Janssen, 1996).

Cette respiration aérienne n'est qu'un mécanisme compensatoire lorsque la respiration branchiale est insuffisante chez *C. gariiepinus* (*in Lévêque et Daugy ,1999*).

La profondeur dans laquelle vit *C. gariiepinus* varie de (0-80cm) (**Fishbase, 2009**), *C. gariiepinus* sont des poissons thermophiles vivant à température variante entre (16 et 30°C) (**Van Eer, 2004**).

Ils sont capables de vivre dans des eaux très troubles et peuvent tolérer des températures entre (8 à 35°C) (**Teugels, 1986**). Son organe supra-branchial lui permet de vivre dans des eaux polluées et pauvres en oxygène et de survivre pendant plusieurs semaines dans la boue humide lorsque la collection d'eau ou son milieu de vie s'est asséchée (**le Berre, 1989**).

2.3. Régime alimentaire:

Les rares études effectuées sur les besoins nutritionnels de *C. gariiepinus*, ont montré une similitude dans couverture des besoins généraux de ce poisson; notamment en protéines (36 à 42%), en lipides (4 à 20%) ou bien en énergie brute (11 à 18kj/g) (Fig. 07et 08) (**Guillaume et al., 1999 ; Hardy et Barrows, 2002**).

Les poissons chats mangent presque tout ce qu'ils trouvent, mais ils montrent une légère préférence pour les petits poissons (mesurant jusqu'à 30% de la longueur de leur corps) et pour le matériel qui se trouve au fond de l'étang comme la matière végétale (**Van Eer, 2004**). L'espèce *Clarias gariiepinus* a des habitudes alimentaires nocturnes (*in Hossin et al., 1998*) avec un régime omnivore (**Corbet ,1961; Sanogo, 2012**), l'adulte est ichtyophage, les jeunes sont plancton phages (**Le Berre, 1989**).

3. Reproduction:

La maturité sexuelle chez *Clarias gariepinus* s'étale en Centre Afrique sur la période d'avril à décembre avec un maximum de géniteurs gravides pendant le mois de juillet jusqu'au mois d'octobre, par contre, aux mois de novembre et décembre on constate une décrue rapide (Micha, 1973).

Dans des conditions normales, la reproduction naturelle des *Clarias* s'effectue en saison des pluies ; elle est influencée par les changements de température et de conductivité de l'eau, les changements de photopériode (durée relative du jour et de la nuit) et une montée du niveau d'eau favorisée par les crues, ces stimuli sont des facteurs qui déclenchent la ponte, la ponte s'effectue généralement pendant la nuit à des endroits où l'eau est peu profonde (PRODEFA, 2012).

La détermination de modification anatomophysiologique impliquée dans la ponte est d'ordre neuroendocrinien, associant des rythmes endogènes (horloge biologique) d'activités glandulaires à des stimulations sensorielles d'origine externe (environnement) (in Bruslé et Quignard, 2004). La gonade qui provoque une réaction des différentes parties du cerveau impliquées dans le processus de reproduction (hypothalamus, puis hypophyse) qui mènent au relâchement des hormones de maturation finale des ovules (PRODEFA, 2012), donc la reproduction est sous le contrôle de l'axe cerveau-hypophyse-gonade (in Lévêque et Paugy, 2006).

3.1. Physiologie de la reproduction:

Clarias gariepinus montre une maturation gonadale saisonnière habituellement associée à la saison des pluies (Micha, 1973).

Pour déclencher le processus de la reproduction, il est possible d'intervenir à trois niveaux:

- Intervenir sur l'environnement général du poisson. La température de l'eau et la photopériode sont rarement totalement efficaces à elles seules. Il faut y ajouter la mise à la disposition des géniteurs de supports de ponte qui soient à leur convenance.
- Intervenir sur la production d'hormone gonadotrope hypophysaire par injection d'analogues synthétiques de la Gn-RH (Gonadotrophine-Releasing Hormone), « hormone libérant » produite par l'hypothalamus. C'est ce que l'on fait en injectant de la LH-RHa (*Luteinising Hormone Releasing Hormone analog*) qui induit la production de gonadotrophine par l'hypophyse.

Chapitre I : Généralité

- Augmenter directement le taux d'hormone gonadotrope (gonadotrophine GTH) hypophysaire circulant par voie sanguine en injectant soit des extraits hypophysaires (broyat d'hypophyse de carpe contenant de la GTH), soit de la gonadotrophine humaine (HCG) (Fig. 07) (Schlumberger, 2002).

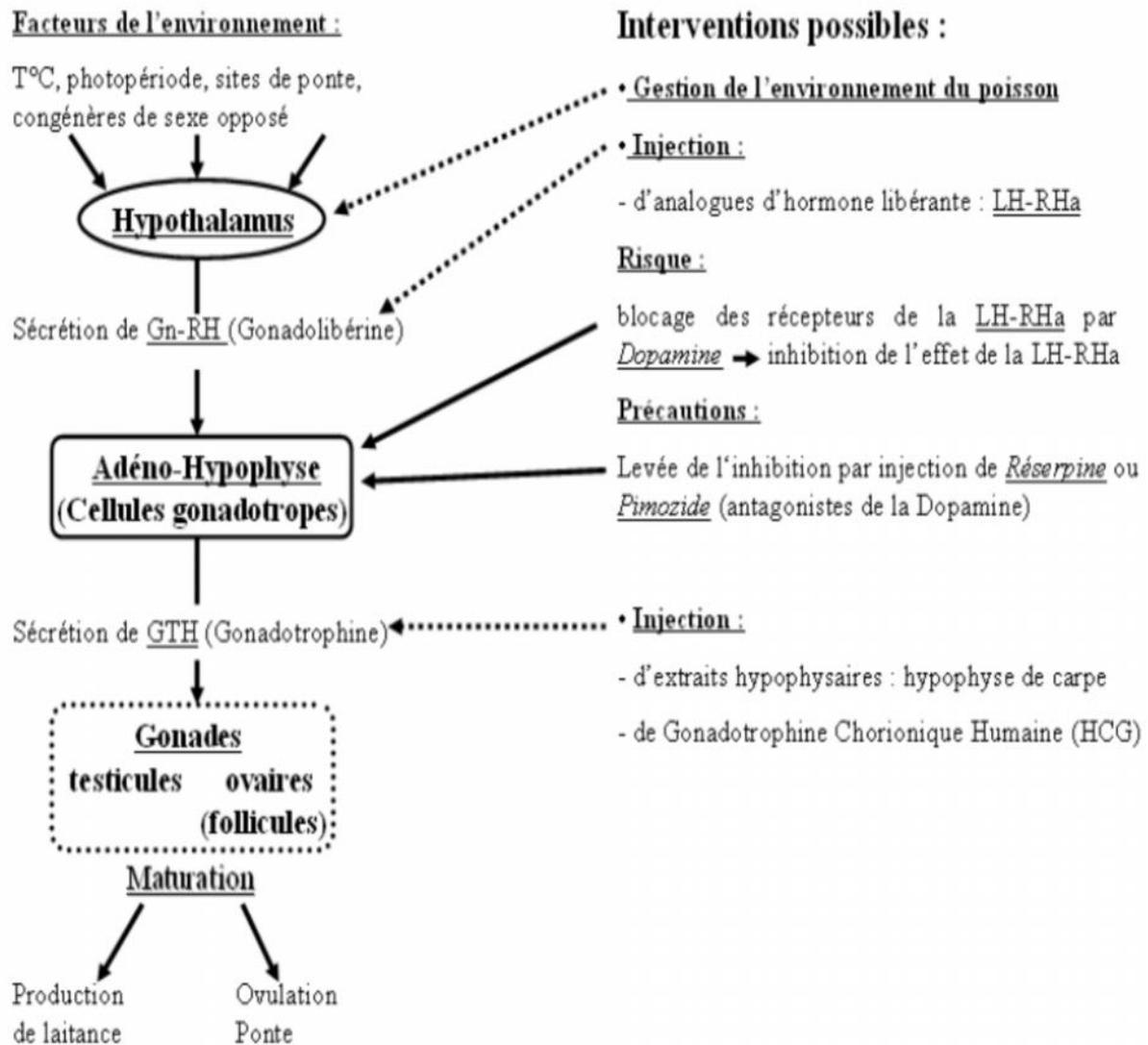


Figure 07 : Physiologie de la reproduction chez poisson, organes et hormone impliqués dans la reproduction des poissons (Schlumberger, 2002).

3.2. La reproduction en milieu naturel :

C. gariepinus devient mature au cours de sa première année d'existence à un poids approximatif de 200g et à une longueur totale de 240 à 280 mm ou dans certaines zones, pendant la deuxième année à une longueur de 340mm (*in Janssen, 1985*), dans la plupart des pays africain, le cycle de reproduction débute au commencement de la saison des pluies (*in Chikhaoui, 2015*).

La plupart des femelles pondent partiellement et leur ventre reste gonflé, certaines pondent complètement leurs ovules et présentent alors après la ponte un ventre plat (*Micha, 1976*).

Après une parade nuptiale, qui peut durer plusieurs heures, pendant laquelle les mâles et les femelles se courtisent et s'enlacent (*PRODEFA, 2012*).

Les femelles matures portent jusqu'à 160.000 ovules par kilogramme de poids vif et lâchent des paquets d'ovules que les males fécondent aussitôt en éjaculant leur sperme (*PRODEFA, 2012*).

Une fois les œufs fécondés, ceux-ci développent à leur surface un petit disque adhésif qui leur permet de se coller sur divers substrats (branchages, jacinthes d'eau, herbes diverses) ce qui évite une concentration qui leur serait fatale (développement de mycoses sur les paquets d'œufs, risque élevé de prédation par les grenouilles, insectes et oiseaux qui en dévorent des milliers) (*PRODEFA, 2012*).

Leur dispersion dans les herbiers est favorisée par l'agitation sexuelle des géniteurs qui à grands coups de nageoires caudales, les projettent aux alentours du lieu de ponte et de fécondation. Malgré cela, le taux de survie en milieu naturel est très faible et atteint seulement 5% (*PRODEFA, 2012*).

3.3. Reproduction artificielle:

C. gariepinus ne réalise pas de ponte spontanée (sauf quelque cas hasardeux) d'où l'utilisation de techniques artificielles de reproduction. Ces techniques impliquent l'usage ou non d'hormones naturelles ou synthétiques favorisant la maturation finale (*Imorou Toko, 2007*).

Chapitre I : Généralité

D'après **PRODEFA (2012)** la reproduction est classée en deux catégories:

1. **Reproduction artificielle:** toutes les phases de la reproduction sont gérées par l'homme.
2. **Reproduction induite:** seules les phases d'extraction d'hypophyse et de stimulation de la reproduction par injection d'extraits hypophysaires sont contrôlées par l'homme. La reproduction, provoquée par l'injection, se déroule naturellement dans un étang de ponte ou sont installés des supports de pontes naturels ou artificiels qu'il suffit de déplacer dans un étang protégé (Fig. 08) (**PRODEFA, 2012**).

Pour provoquer la maturation sexuelle, on peut :

- Simuler une crue qui agit sur l'hypothalamus, puis sur l'hypophyse et enfin sur l'ovaire du poisson chat.
- Injecter une préparation hypophysaire qui agit directement sur l'ovaire.
- Mettre des hormones agissant sur l'hypophyse puis sur l'ovaire dans l'eau (**Lacroix, 2004**).

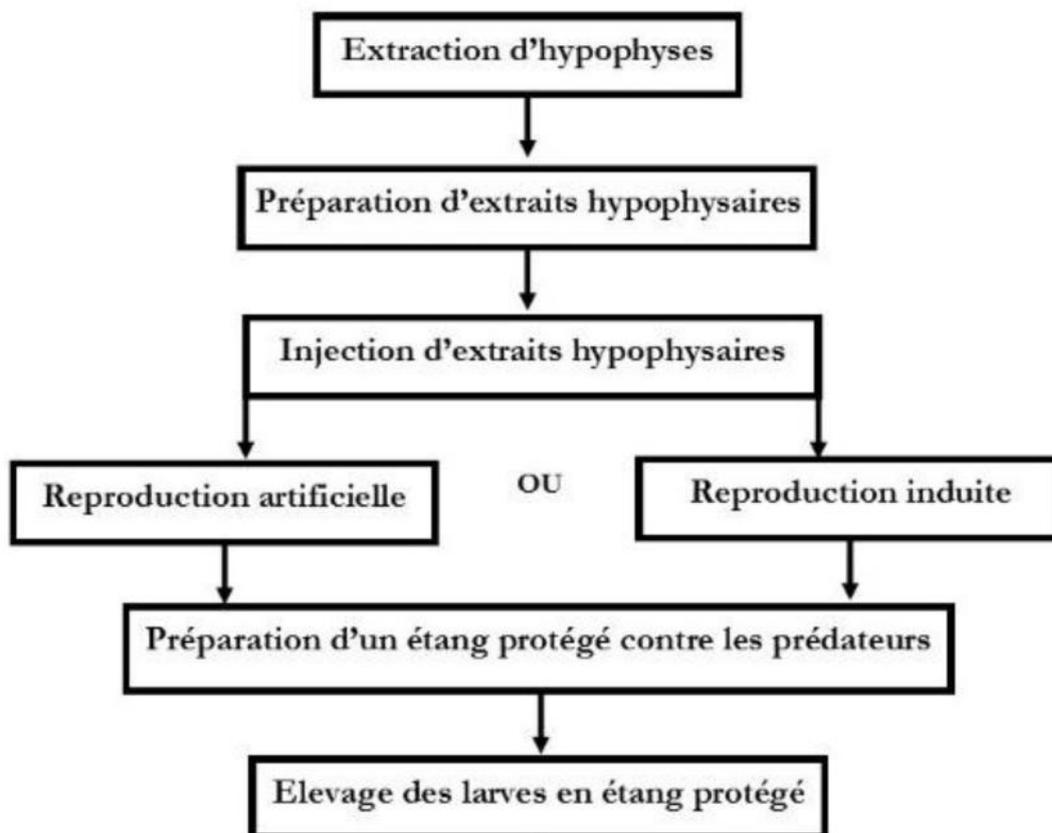


Figure 08: Les techniques de la reproduction artificielles du poisson chat (**PRODEFA, 2012**).

1. La reproduction artificielle sans traitement hormonal :

La reproduction des poissons chats peut être obtenue en condition semi-naturelles avec des couples isolés dans des bassins de grand volume contenant des îlots de végétaux aquatiques (Seka, 1984).

Dans des étang, Viveen et al., (1985) on observe chez les Clariidae, notamment *Clarias gariepinus*, le processus de frai en simulant la crue, dans tous les cas, les résultats paraissent aléatoires et conduisent à de grandes pertes d'œufs, d'où l'utilisation des méthodes hormonales d'induction de la maturation ovocytaire finale et de l'ovulation.

2. La reproduction artificielle avec traitement hormonal :

La sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de taille des ovules et de leur diamètre, généralement entre 1.4 et 1.6mm. La reproduction avec traitement hormonal comprend le choix de l'hormone, la dose à injecter, le stripping (collecte des œufs par pression abdominale), la fécondation in vitro et l'incubation des œufs (Gilles et al., 2001).

Différentes hormones dont HCG, LH, DOCA ou Ovaprim® sont couramment utilisées en intramusculaire ou en sous-cutané, pour induire la maturation finale ou l'ovulation chez les femelles de *Clarias*, on obtiennent 100% d'ovulation après une seule injection de HCG à la dose optimale de 1.5 UI g⁻¹ (Otémé et al., 1996).

Le choix de cette hormone (HCG) s'impose non seulement par son activité et sa conservation facile, mais surtout par sa disponibilité (Adebayo & Fagbenro, 2004).

Les ovules arrivent à maturité après 11h00 à 15h00 heures d'injection (à une température environ 28 C°), en suite sont extraites par pression abdominale (*stripping*) et fertilisées avec le sperme d'un male mature. Ce sperme est généralement obtenu après sacrifice et dissection du male, puis incision des testicules (Imorou Toko, 2007).

La quantité de semence ainsi obtenue, bien que variable selon les individus (0.2 à 25 ml), et généralement suffisante pour féconder plusieurs centaines de milliers d'ovules (Viveen et al., 1985 ; Gilles et al., 2001).

Après fertilisation, les œufs sont rincés à l'eau propre et incubés soit en suspension dans des « bouteilles de zoug » ou étalés dans des paniers recouverts de toile moustiquaire, le taux d'éclosion peut varier fortement (Imorou Toko, 2007), ou la durée d'incubation est de 672 degré-heure (Viveen et al., 1985) (Fig.09).

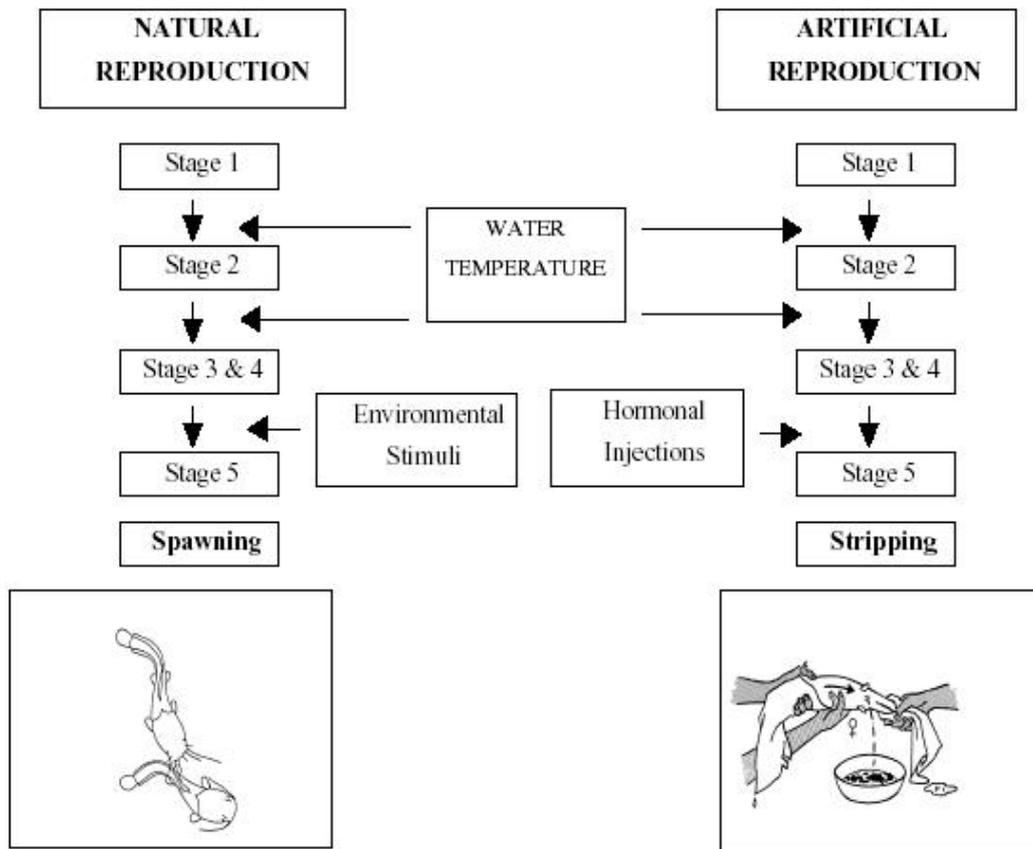


Figure 09: Les stades de la reproduction (naturelle et artificielle) de poisson chat *Clarias gariepinus* (YUAN, 2009).

3.4. Facteurs externes influençant la reproduction:

➤ L'environnement aquatique:

Certains stimuli visuels ou olfactifs issus de l'environnement peuvent être indispensables au déclenchement du comportement sexuel comme la présence de végétation aquatique (Breton *et al.*, 1980).

➤ La température:

La température a un effet direct sur la gaméto-genèse qui ne s'effectue chez une espèce donnée que dans une gamme bien déterminée (Barnabé, 1991).

La température intervient directement en agissant sur l'activité gonadotrope du complexe hypothalamo-hypophysaire produisant la GTH (Breton *et al.*, 1980).

Chapitre I : Généralité

La gamétogenèse a lieu chez certaines espèces en température décroissante. Chez d'autres en température croissante, dans certains cas, des variations brusques de température déclenchent la ponte lorsque le matériel génital est mature, donc une variation de température jouant le rôle de stimulus externe relayé par le système neuroendocrinien (sécrétion hormonale commandant le phénomène au niveau de la gonade) (**Barnabé, 1991**).

➤ **La photopériode:**

L'action de la photopériode s'exerce par l'intermédiaire des organes photorécepteurs (œil, épiphyse) et au travers du système nerveux sur l'axe hypothalamo-hypophysaire (**Barnabé, 1991**).

➤ **L'alimentation:**

Les besoins métaboliques sont couverts par l'alimentation qui est le premier facteur de régulation de la gamétogenèse. La reproduction consomme de l'énergie que l'animal obtient de sa nourriture ne s'effectue donc pas chez les poissons amaigris ne disposant pas de réserves mobilisables suffisantes (**Barnabé, 1991**).

Une nourriture abondante doit être assurée pour que des femelles matures de *C. gariepinus* soient obtenues toute l'année (**léveque et al., 1988**).

➤ **La qualité physico-chimique de l'eau:**

L'importance de ce facteur a été mise en évidence pour des espèces vivant en zone tropicale et équatoriale où la photopériode et la température sont relativement stables, donc la ponte est liée à la composition physicochimique de l'eau (**Breton et al., 1980**).



Chapitre II
Matériel et méthode

Matériel et méthodes

1. Présentation du site:

La station du CNRDPA de Ouargla (Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture) a été créée en 2010 à Hassi Ben Abdallah la commune de Ouargla qui se situe à 30km du lieu de la wilaya. Notre stage a été effectué durant la période du (09/05/2016) au (27/05/2016)

Cette station est récemment créée pour des raisons de recherches, son objectif s'est fixé par le Ministère de Pêche et des Ressources Halieutiques consistant à l'intégration de l'aquaculture à l'agriculture ainsi que la valorisation et la préservation des espaces autochtones. La station de Hassi Ben Abdallah est composée de 3 compartiments:

- Un bloc administratif
- Un laboratoire : divisé en deux stands
 - Une salle pour la culture des algues (opérations destinées soit à maintenir et éventuellement multiplier les algues).
 - Un laboratoire pour prélèvements et analyses des espèces données.
- Une écloserie, composée de (22 bassins) bien aérés, repartit comme suit:
 - 12 raceways longs d'adaptation.
 - 10 récipients ronds de stockage (Fig.10).
 - 04 bouteilles de Zoug et (02) bacs (Fig.11).



Figure 10: Les bassins de stockages



Figure 11: Bouteilles de Zoug et bac.

Chapitre II : Matériel et méthode

2. Matériel:

2.1. Matériel biologique:

La technique la plus utilisée pour la production est de choisir des géniteurs prévus et de les stocker selon leur poids corporel. Pour débiter notre travail, nous avons utilisé 6 géniteurs (3 géniteurs femelles et 3 géniteurs mâles) de *Clarias gariepinus* de différents endroits (une locale de Ihrire et l'autre étrangère de la Hollande) pour le but de faire un croisement entre les deux races.

Ces géniteurs ont été pesés à l'aide d'une balance électronique de marque d'un poids maximal de 4000g et d'une précision de 0.1g (Fig.12).

Tableau 01 : Les mensurations du poids des géniteurs classés.

Sexe	Femelles			Males		
	Locale (I)	Etrangère (H)	Etrangère (H)	Locale (I)	Locale (I)	Etrangère (H)
Poids (g)	1286	1166	1061.7	1040	300	1419



Figure 12: Balance électrique de précision.

2.1.1. Origine des géniteurs:

La station de CNRDPA de Ouargla prend en charge pour ses élevages deux groupes de géniteurs de *Clarias gariepinus*:

- le 1^{er} groupe est une race locale a été pêché par l'équipe du CNRDPA dans la vallée d'Ithir willaya d'Illizi entre le (28 avril et le 14 mai 2011).
- Le 2^{eme} groupe qui est une race provenant de la hollande importé en Algérie entre le (20 et le 24 avril 2013).

2.1.2. Alimentation:

* Alimentation des géniteurs:

Les géniteurs ont été alimentés par un aliment qui est un composé des granulés ou leur taux protéique est de 40%, qui sont distribuée manuellement 04 fois par jour au taux journalier de 5% de la biomasse, la station de CNRDBA utilise 2 type de aliment : (Fig. 13)

-(1) : aliment composée a la station par des produit végétale.

-(2) : aliment importé d'étranger.



Figure 13: Aliment distribué aux géniteurs.

* Alimentation des larves:

Toute au long de nos expériences, nous avons alimenté les larves avec deux types d'aliment:

- o Artémia décapsulée : est un aliment très riche en protéine que nous avons préparé dans le centre de CNRDPA Ouargla.
- o Aliment artificiel.

2.1.3. Sexage des géniteurs:

Il est facile de distinguer les poissons males (photo de droite) et femelles (photo de gauche). Les males ont une papille uro-génitale, les femelles ont une fente longitudinale au milieu de leur papille uro-génitale ronde. Elles ont un ventre ballonné et dur quand elles sont presque matures et prêtes pour la reproduction (naturelle, artificielle ou induite) (Fig.14)

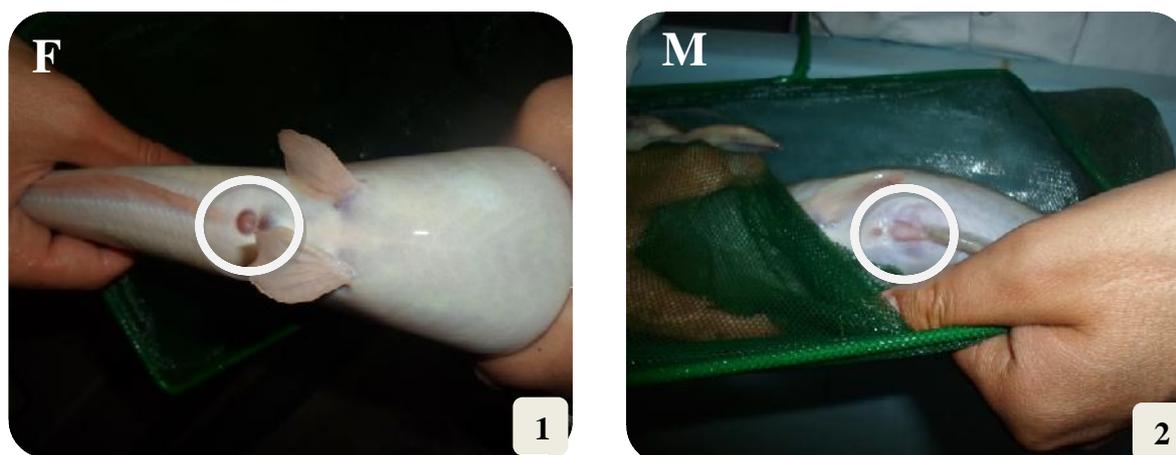


Figure 14: Dimorphisme sexuel chez *Clarias gariepinus*; 1(F):géniteur femelle, 2(M): géniteur male.

2.2. Matériel expérimental:

2.2.1. Stockage des géniteurs:

Les géniteurs récoltés de la station sont maintenus dans 4 raceways distincts, dans des bassins de stabulation comme suit: (Fig.15)

R01: pour un mixte des 37 géniteurs importé (male et femelle) moins de 1.1kg à raison de 18 femelles et 19 mâles.

R02: pour un mixte des 23 géniteurs locale (males et femelles) a raison de 16 femelles et 07 mâles.

R03: pour 6 femelles plus de 1 kg, et

R04: pour 5 mâles plus de 1kg ou ont a mesurée leur poids.



Figure 15: Les raceways de stockage des géniteurs.

2.2.2. Récolte et adaptation des géniteurs:

Les géniteurs mâles et femelles du poisson chat *Clarias gariepinus* qu'on doit l'utiliser à notre pratique ont été transportés dans de grands bassins et stockés séparément dans des raceways (Fig. 16).



Figure 16: Les raceways d'adaptation.

3. Protocole expérimental:

3.1. Conditionnement des géniteurs:

Nous avons déposé les femelles sélectionnées dans des raceways de stabulation (4.50 x 0.75 x 0.5m) bien nettoyés et désinfectés avec le formol et équipés d'une pompe d'aération et d'un thermostat d'une durée de 24h00 tout en vérifiant et calculant la température de raceways chaque heure avant le commencement de l'opération.

3.2. Présélection et anesthésies des géniteurs:

Les géniteurs choisis sont mis dans des bains d'anesthésie pour faciliter la manipulation, l'anesthésie utilisée est l'huile essentielle de clou de girofle (90% d'Eugénol) (Fig.17).

Dans notre travail nous avons utilisé 1.5ml d'Eugénol dans 30L d'eau pour les femelles et 4 ml d'Eugénol dans 30L pour les males.



Figure 17: Préparation du produit Eugénol et anesthésie des géniteurs.

3.3. Précaution:

Est la phase délicate où les poissons doivent être retirés du bain anesthésiant une fois qu'il y a une perte d'équilibre et avant que ne s'arrêtent les mouvements respiratoires des opercules (**Billard, 1995**).

On laisse les poissons chats dans le bain d'anesthésie 15 min avant le retiré.

3.4. Induction des femelles:

Les techniques d'induction hormonale de la maturation ovocytaire et de l'ovulation suivies d'une fécondation artificielle sont souvent préférées, car elles permettent un meilleur contrôle sur toutes les phases de la reproduction puis de l'élevage des larves (*in* **l'Evêque et Paugy, 1999**).

Les femelles matures nécessitent une injection d'hormone pour permettre le <<stripping >> qui consiste à la libération massive des ovules par pression manuelle de l'abdomen (**Ducarme et Micha, 2003**).

3.5. Traitement hormonal:

Pendant la durée de stage au sein de la station de recherche nous avons procédé à deux expériences

- le premier a été réalisé dans le 16 mai 2016.
- et la deuxième dans le 19 mai 2016.

➤ Calcul des doses d'hormones

Nous avons utilisé l'hormone HCG, ou on à injecter les 3 femelles par une dose de 4U.I/g (Fig.18).



Figure 18: Hormone HCG utilisé.

- **La nature d'hormone HCG:**

L'hormone chorionique gonadotrope humaine, ou encore appelée gonadotrophine humaine.

Est une hormone glycoprotéique produite au cours de la grossesse de la femme, fabriquée par l'embryon peu de temps après la conception et plus tard par le trophoblaste.

- **La fonction d'hormone :**

L'HCG a un effet anti-gonadotrope puisqu'elle inhibe la sécrétion de la LH et de la FSH.

L'HCG est dite stéroïdogène puisqu'elle favorise la sécrétion de progestérone du corps jaune mais aussi parce qu'elle stimule la sécrétion des stéroïdes des gonades fœtales, la régulation de la synthèse et de la sécrétion d'HCG est assurée par une GnRH trophoblastique.

- **L'utilisation d'hormone :**

L'HCG est utilisé pour gérer la reproduction de plusieurs espèces en élevage. (pour provoquer l'ovulation, du fait de son activité LH).

Chapitre II : Matériel et méthode

Les doses d'injection sont reportées dans le tableau suivant:

Tableau 02: les doses d'injection

Femelles	Poids (g)	Dose d'hormone	Hormone	Volume	Heure d'anesthésie	Heure d'injection
Ihrire	1286	4U.I/g	HCG	1 ml	22:28	22:38
Hollande	1066	4U.I/g	HCG	1 ml	22:43	22:50
Hollande	1161.7	4U.I/g	HCG	1 ml	18:25	18:40

➤ L'injection d'hormone

Dans la première et la deuxième expérience ,après la mise des femelles dans un bain d'anesthésie, nous avons réalisé l'injection des 03 femelles avec l'HCG, ou ont a préparés la solution d'hormone d'HCG en prenant 1 ml d'hormone additionné avec 1.5ml d'eau physiologique, l'HCG utilisé est sous forme des poudres et liquide et contient 5000 UI.

Durant l'opération d'injection, la femelle est mise sur une planche ou ont couvrira la tête et la queue avec une serpillière humide dans le but de la maintenir calme et stable au cours de l'injection d'hormone.

L'injection hormonale est administrée dans le muscle dorsal entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale avec une seringue de 5ml inclinée sous un angle de 35° (Fig. 19), en massant doucement le point d'entrée de la seringue pour empêcher le retour et la perte d'hormone injectée.

L'opération d'injection après environ 10 min ou le poisson a été en d'hors de l'eau.



Figure 19: Injection d'hormone

➤ Calcule temps de latence

Le temps de maturation des ovocytes ou le temps de latence dépend de la température de l'eau dans la quelle sont stockées les femelles, plus elle sera basse, plus le temps de latence sera long (Gilles, 2001).

Pour cela, juste après l'injection des femelles, nous avons pris des mesures systématiques de la température de l'eau.

En calcule la température moyenne de l'eau selon la formule suivant :

$$\text{Température moyenne de l'eau} = \frac{T1+T2+T3+\dots+Tn}{n}$$

L'injection le soir permet de récupéré des femelles matures prêtes pour le <<stripping>>le lendemain matin, soit 11h00 plus tard à une température de 25C° (Ducarme et Micha, 2003), 12.5h à température de 25.5C° après l'injection (Rukera Tabaro et al., 2005).

3.6. Fécondation artificielle:

3.6.1. Stripping (prélèvement des ovules):

Une fois avoir anesthésie les femelles avec 1.5ml d'Eugénol dans une bassine contient 30L d'eau pendant 10min.

Une personne tient la tête de la femelle avec une serviette humide et l'autre tient la queue. La personne qui tient la tête du poisson doit presser souplement l'abdomen avec le pouce de la nageoire pectorale vers la papille urogénitale, il presse le ventre de la femelle (stripping) pour en extraire manuellement les ovules, qui sont récupérés à sec dans une petite bassine.

Ont passe ensuite à la peser d'œufs sur une balance, qui nous a donnée dans la 1^{er} expérience le poids de 135g pour la femelles d'Ithire, et 150g pour la femelle de Hollande, et dans la 2^{ème} expérience on a obtenu le poids de 104g pour la femelle de Hollande.

Une femelle gravide peut donner 15 à 20% de son poids vif (Fig.20 ; 21).A la fin de l'opération, les femelles sont remises dans les raceyaws de stabilisation.



Figure 20: Strippings (prélèvements d'ovules).



Figure 21: Les œufs matures.

3.6.2. Prélèvement des testicules:

Le sperme de *Clarias gariepinus* ne peut être obtenu que par le sacrifice du mâle (**De graaf et Jassen, 1996**), la phase délicate de cette opération est de disséquer le mâle afin de recueillir les testicules sans les perforer accidentellement, ce qui aurait pour conséquence une perte de sperme dans la cavité générale du poisson (**Gilles, 2001**)

Après l'anesthésie, les mâles sont sacrifiés, en coupant leur tête puis on ouvre le ventre du poisson de la base de l'abdomen jusqu'aux l'os dure des nageoires pectorales, à l'aide d'un scalpel et des ciseaux en suite on récupère les testicules (Fig.22).

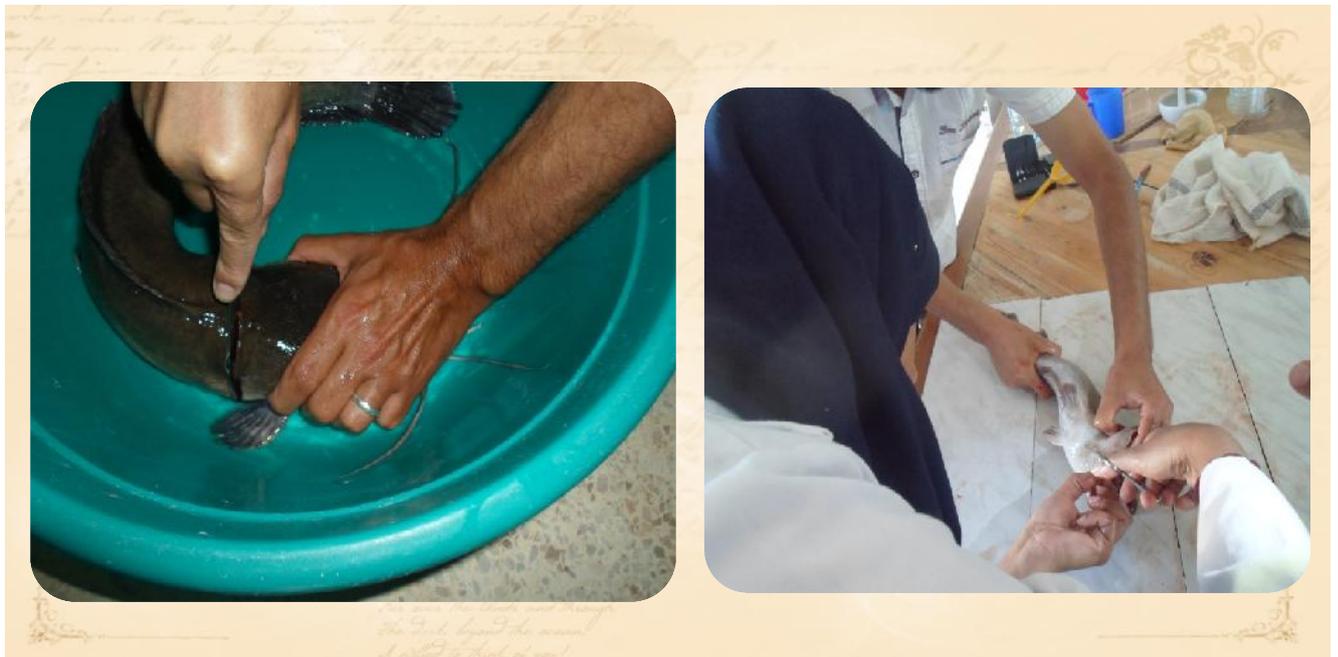


Figure 22: Les étapes de prélèvement des testicules.



Suivie de la Figure 22: Les étapes de prélèvement des testicules.

3.6.3. Prélèvement des spermés:

A l'aide d'une pince on prélève les testicules et on les mise dans une passoire disposer sur un bicher que l'on a préalablement bien sécher pour évité que les spermatozoïdes ne soient activés au contact avec l'eau.

Avec des paires de ciseau on a fait une incisions transversales pratiquées sur le testicule en progressent du haut vers le bas et on les crasse pour que le sperme s'écoulant librement dans le bicher.

A l'aide d'une seringues de 5 ml en récupéré le sperme qui nous a donnée la quantité de 1,5 ml pour le 1^{er} male et 1ml pour le 2^{eme} et 3^{eme} male (Fig. 23 ; 24).



Figure 23: Prélèvement de sperme.

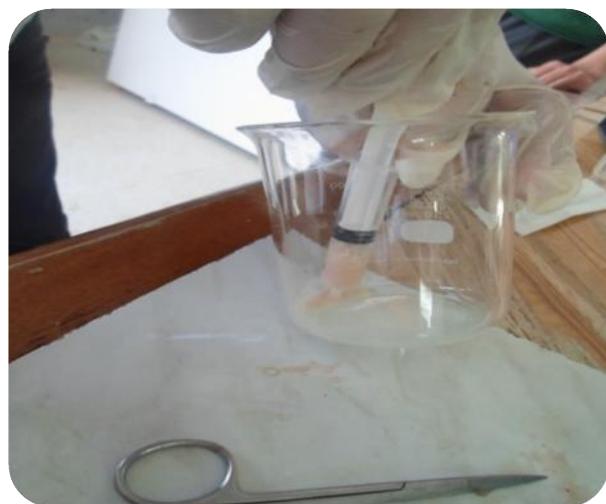


Figure 24: Récupération de sperme.

3.6.4. Fécondation (mélange des gamètes):

La fécondation est faite artificiellement selon la méthode sèche, qui consiste à mélanger les ovules et les spermatozoïdes à sec et d'ajouter ensuite de l'eau, activant alors les spermatozoïdes qui se trouvaient à proximité des œufs et les fécondaient (*in billard, 2005*).

Nous avons mélangée la laitance aux ovules puis nous avons ajouté de l'eau pour activée les spermés, en suit nous avons mélange pendant 3min (Fig.25 ; 26).

- Pour la 1^{ère} femelle de Holland ont à ajouter 1.5ml de laitance avec 600ml d'eau ;
- Pour la 2^{eme} femelle de Holland ont à ajouter 1ml de laitance avec 300ml d'eau ;
- Pour la 3^{eme} femelle locale ont à ajouter 1ml de laitance avec 300ml d'eau.



Figure 25: Incorporation de sperme et l'œuf.



Figure 26: Fécondation des gamètes.

3.6.5. Incubateur des œufs :

A la fin de la fécondation, pour la première expérience nous avons déposé l'œuf dans une bouteille de zoug de 40l, et 2 claies déposées dans un bac de 40l remplis d'eau de forage saumâtre et équipé d'un diffuseur d'air, l'incubation a duré de 16/05/2016 à 10:20h au 17/05/2016 à 9:30h jour d'éclosion à une température de 28-30°C.

Pour la deuxième expérience nous avons déposé l'œuf dans une bouteille de zoug de 40 l, une seule claie déposée dans un bac de 40 l, et une autre claie dans un aquarium de 20l remplis d'eau, l'incubation a duré de 20/05/2016 à 08:30h au 21/05/2016 à 10:30h jour d'éclosion à une température de 25-27°C (Fig.27).



Figure 27: Incubation des ovules fécondés.

➤ Calcul de taux fécondité

Nous avons effectué un contrôle le (16/05/2016) pour la premier expérience et un contrôle le (20/05/2016) qui nous à permis d'estimer le taux de fécondation durant cette étape d'incubation.

Nous avons compté les œufs fécondés dans 1g de ponte après 3h d'incubation qui sont marron (les œufs non fécondés sont blancs) (Fig.28).

Le calcul du taux de fécondité se fait selon la formule suivant:

$$\text{Le taux de fécondation} = \frac{\text{Nombre d'œuf fécondé} \times 100}{\text{Nombre d'œuf mis en incubation}}$$



Figure 28: L'œuf fécondé en vers foncé.

3.7. Développement embryonnaire :

Après l'incubation de quelque heures, nous avons vérifié l'état des œufs et leur développement embryonnaires a fin d'identifier les différents stades de développement, ce contrôle a été réalisé a l'aide d'un microscope optique (G10× 10) .

Le développement de l'œuf exige un environnement favorable, propre à l'espèce considérée:

- Une température adéquate de l'eau proche des valeurs optimales ;
- Une bonne qualité de l'eau, riche on oxygène dissous ;
- Un renouvellement adéquat de l'eau pour l'évacuation des déchets ;
- Une intensité lumineuse réduite et une protection contre la lumière du soleil.

3.7.1. Eclosion (J₀):

Après 20h d'incubation nous avons remarquée le début d'éclosion, puis le jour suivant lorsque ont a fait une vérification ont à trouver que tous les œufs fécondés ont éclosent et libérant des larves au bout de 24h.

Pour estimer le taux d'éclosion, nous avons effectué le comptage des larves vivantes prélevées dans chaque incubateur selon la formule suivant:

$$\text{Taux d'éclosion} = \frac{\text{Nombre des larves vivant} \times 100}{\text{Nombre d'oeuf mise en incubation}}$$

3.8. Elevage larvaire:

L'élevage larvaire à été effectué à une température moyenne de 26-28C° et une concentration d'oxygène moyenne de 6,3ng/l (annexe).

Selon **Ducarme et Micha, (2003)** l'élevage larvaire est certainement la phase la plus difficile de l'élevage de *Clarias*.

3.8.1. Résorption vitelline (J₁):

A ce stade les larves consomment leurs réserves vitellins, donc elles n'ont besoins d'aucune alimentation, nous avons enlevés les claies en veillant qu'aucune larve ne reste.

Ont recouvert les bacs avec un couvercle pour les protégées de la lumière et ont a placé des diffuseurs.

3.8.2. Premier alimentation (J₂):

Nous avons commencé à nourrir les larves dans le deuxième jour après l'éclosion, a la fin de la résorption vitelline.

Les larves de *Clarias* préfèrent nettement la nourriture vivant donc ont a assuré au début dans le J₁ de préparé leur alimentation qui compose d'*Artémia*.

Nous avons incubée les cistes d'*Artémia* pendant 24h pour avoir l'éclosion est alimenté les larves (Fig.29).



Figure 29: Alimentation des larves à J₂.

3.8.3. Premiers nettoyage (J₃ et J₄):

A partir du 3eme jour, nous avons nettoyé les bacs contenant les larves par siphonage des restes d'aliment et des excréments en utilisant un tuyau de 3 cm de diamètre. Cette étape sera répétée tous les 3 à 4 jours accompagnée d'un renouvellement d'eau.



Chapitre III
Résultat et discussion

Résultats et discussions

I. Résultat

1. Stockage des géniteurs :

Lors de stockages nous avons remarque que les géniteurs de manipulation placer chaque 'un seul dans un raceways, ont un comportement très calme et non pas d'appétits vers l'alimentation.

Par contre lorsque ont a installe les géniteurs ensemble a nouveau on a remarque un comportement totalement différent par apport a la premier fois ; les géniteurs sont plus active, dynamique et ils ont un appétit ouverte vers l'alimentation, et nous avons remarquée aussi leur attirance envers les courant lors de la vidange des raceways et lors de leur remplissages.

Selon **Rukera Tabaro et al., (2005)**, des males et des femelles de *Clarias gariepinus* en nombre égal, sont stockés dans un même bassin à une densité de 2 ou 3 ind/m².

2. Alimentation des géniteurs :

Nous avons observé lors de l'alimentation des géniteurs deux jours après, le reste d'aliment pollue le milieu d'élevage en le rendant opaque et dégageant une odeur désagréable, ce qui fait changer la couleur de fond des raceways due au mal consommation total d'aliment par les géniteurs (Fig.30).

A titre comparatif, **Rukera Tabaro et al., (2005)** a nourri les géniteurs régulièrement avec des granules deux fois par jour au taux journalier de 3% de la biomasse.



Figure 30: Pollution d'eau à cause d'accumulation d'aliment.

Chapitre III : Résultats et discussions

3. contrôle la maturité des femelles:

Selon **Viveen et al.,(1985)**, la sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de la taille des ovules et leur diamètres, généralement 1,4 et 1,6mm.

Durant cette étape nous avons rencontré certain difficultés pour sélectionné les femelles mature a cause de manque de matériel " loupe binoculaire ". Donc ont a procéder a une méthode traditionnel ou ont a fait une petite pression abdominal sur les femelles pour extraire les ovules, une fois prélever, les ovules sont observer sur un microscope optique avec un grossissement (10x10) (Fig.31).



Figure 31: Ovocyte non fécondé.

4. prélèvement de sperme:

Après dissection des males, nous avons récupéré les testicules et les vésicules séminales, ainsi on a remarqué que les testicules de la race Hollande sont grandes et leur quantité de sperme est plus abondante que celle de la race locale de Ihrir.

La quantité de sperme obtenue par les deux races (locale et Hollandaise) étaient assez suffisante environ (5ml) pour féconder les œufs de nos 3 femelles.

En effet, selon **Hogendoorn (in Janssen, 1985)**, a estimé qu'(1ml) de laitance est suffisant pour féconder 50kg d'œufs.

5. prélèvement des ovules:

Les prélèvements d'ovules ont été faits sur différentes températures et à différents temps de latence proposés après administration de l'HCG.

Chapitre III : Résultats et discussions

Le calcul de temps de latence est basé à 11h30min / 12h à 26C° (**Janssen, 1985**).

Le tableau ci-dessus représente la réponse à la stimulation hormonale et les résultats du prélèvement des ovules.

Tableau 03: les résultats de la réponse à la stimulation hormonale.

Expérience	Géniteurs	Température (C°)	Temps de latence	résultat
1 ^{er} expérience	Locale	25.2 C°	18 heures	ovulation
	Hollande	24.9 C°	18 heures	ovulation
2 ^{ème} expérience	Hollande	26 C°	20 heures	ovulation

La réponse à la stimulation hormonale été très satisfaisante avec un taux de 99%, cela explique les bonnes conditions de maintient des géniteurs ainsi que la dose d'HCG élevée (4 U.I/g) reçu par les femelles qui à accélérer leur maturation ovocytaire.

D'après **Janssen, 1985** il est préférable d'administrer trop d'hormones pour accéléré l'ovulation.

6. La quantité d'ovules produits :

Le nombre d'ovules prélevés est représenté dans le tableau suivant.

Tableau 04: Résultats des prélèvements des ovules (g).

Expérience	Femelles	Poids (g)	Ovules/femelles (g)	N Ovules/(g) ovule	N ovules/femelles
1 ^{er} expérience	Locale	1286	135	600	81000
	Hollandaise	1066	150	600	90000
2 ^{ème} expérience	Hollandaise	1161.7	104	600	62400
Moyenne		1171.23	129.66	600	77800

Chapitre III : Résultats et discussions

Rukera Tabaro et al., (2005) ont obtenu 99 897 ovules environ par kg de femelle, alors que **Ducarme et Micha (2003)**, ont obtenu 30 000 ovules environ par kg de femelle, **Chebel et Khouas (2009)**, ont obtenu 260 ovules par kg de femelles.

Tableau 05: Résultats des prélèvements des ovules selon le PV des femelles.

Expérience	Femelles	Poids (g)	N° Ovules/(g) ovule	Ovules/Kg PV (g)	N° ovules/ Kg PV (g)
1 ^{er} expérience	Locale	1286	600	1085	651000
	Hollandise	1066	600	999.37	599622
2 ^{ème} expérience	Hollandise	1161.7	600	755.10	453060
Moyenne		1171.23	600	946.49	567894

Dans notre expérience nous avons obtenu environ 567 894 ovules/kg du poids vif c'est une quantité satisfaisante.

7. Fécondation et mise en incubation des œufs:

Après la fécondation des œufs, nous avons calculé le taux de fécondation pour les 3 femelles à partir de 1 ml d'œuf obtenu.

$$\text{Le taux de fécondation} = \frac{\text{Nombre d'œuf fécondé} \times 100}{\text{Nombre d'œuf mis en incubation}}$$

Tableau 06: Taux de fécondation correspondent aux femelles

Géniteurs	Poids (kg)	N° d'œufs dans 1ml	N° d'œufs marron dans 1ml	Taux de fécondation (%)
Locale	1.286	212	209	98.58%
Holland	1.066	300	280	93.33%
Holland	1.161	260	228	87.69%

Les résultats de taux de fécondation obtenu est satisfaisante et supérieurs à ceux obtenus par **(Chebel et Khouas, 2009)** qui de 27%, cela indique qu'un grand pourcentage d'œufs ont été fécondés, et cela peut être attribué à une bonne manipulation lors de l'opération de stripping et de fécondation.

8. Développement embryonnaire:

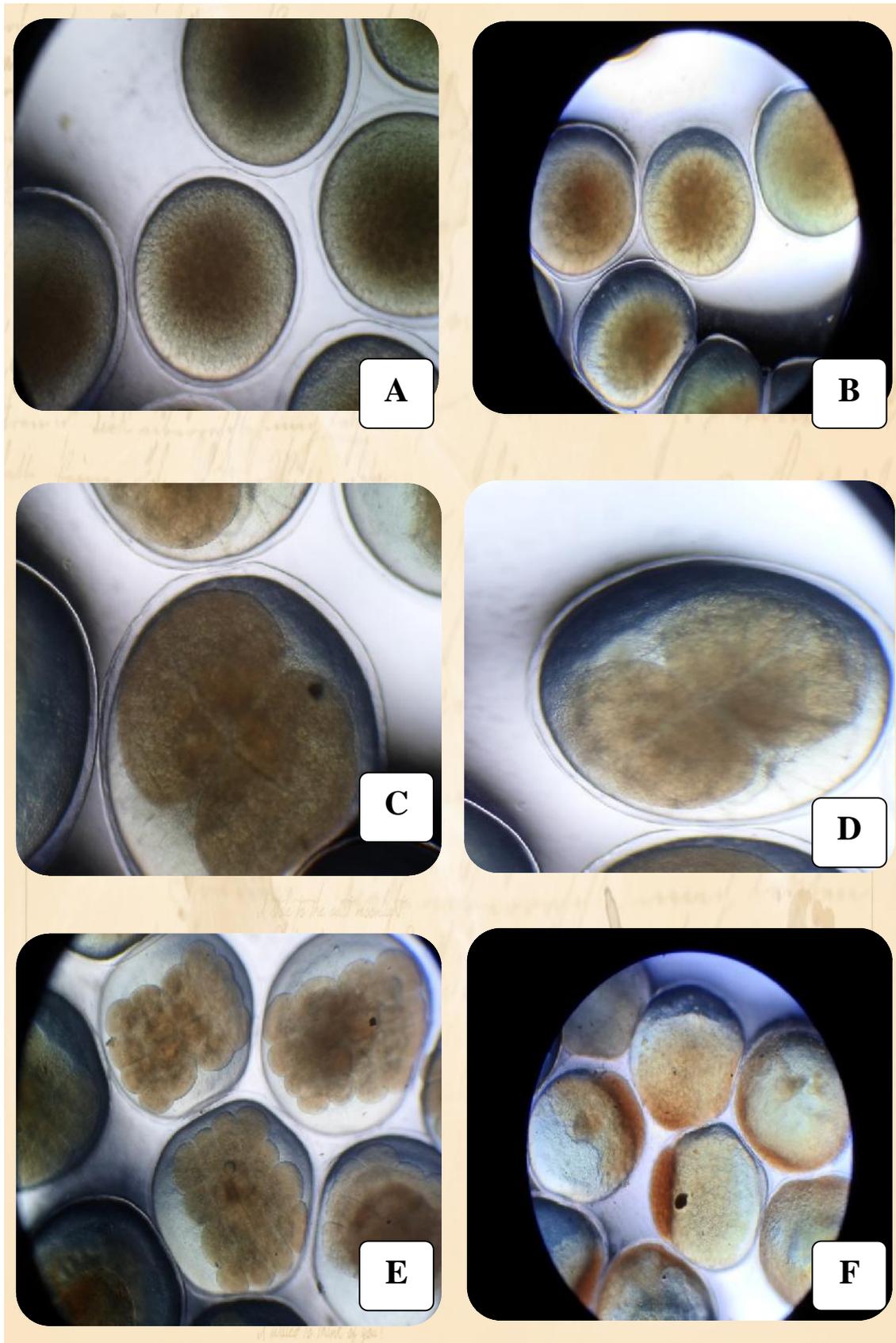
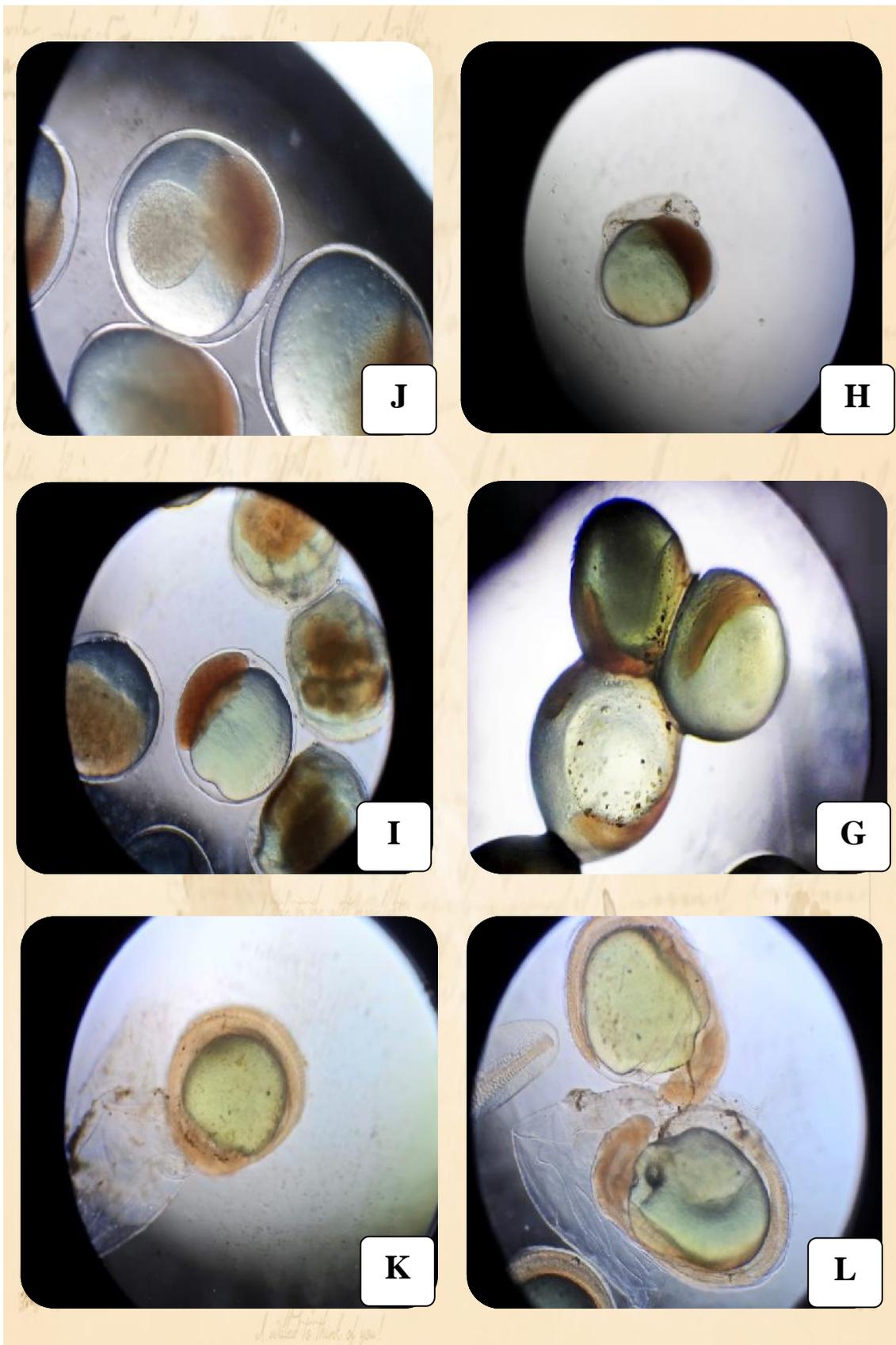


Figure 32: Développement embryonnaire du poisson *Clarias gariepinus*.



Suivie de **Figure 32**: Développement embryonnaire du poisson *Clarias gariepinus*.

Chapitre III : Résultats et discussions

Des différents stades du développement embryonnaire observé sont représentés dans la figure suivant (10 X 10): (fig.32)

A: œuf fécondé à 10h33 (17/05/2016)

B: premier clivage à 11h00 (17/05/2016)

C: stade 2 cellule à 11h12 (17/05/2016)

D: stade 4 cellule à 11h15 (17/05/2016)

E: stade 6 cellule à 11h20 (17/05/2016)

F: stade morula à 12h00 (17/05/2016)

J: blastula à 12h20 (17/05/2016)

H: gastrula à 12h35 (17/05/2016)

I: fermeture du blastopore à 12h45 (17/05/2016)

G: stade larvaire 1 à 8h00 (18/05/2016)

K: stade larvaire 2 à 9h20 (18/05/2016)

L: début d'éclosion à 12h30 (18/05/2016)

Chapitre III : Résultats et discussions

9. Eclosion J₀:

D'après **Ducarme et Micha (2003)**, l'éclosion a lieu après 27h d'incubation à une température de 25C°.

Nous avons estimé le taux d'éclosion par la formule suivant:

$$\text{Taux d'éclosion} = \frac{\text{Nombre des larves vivant} \times 100}{\text{Nombre d'oeuf mise en incubation}}$$

- Le début de notre première expérience fut le (17/05/2016) à 6h00 de matin, donc l'incubation est prévue à 21h00, l'éclosion a eu lieu dans le bac à une température de 28C°, puis dans la bouteilles de zoug à 7h00 à une température de 26.5C°.
- Pour la seconde expérience le (21/06/2016) à 8h30min, donc 24h00 d'incubation, son éclosion a eu lieu dans les claies d'aquarium à une température de 25.9C° et au même temps dans le bac à une température de 26C°, puis dans la bouteilles de zoug à 9h00 d'une température de 25.7C°.

Le taux d'éclosion est consigné dans le tableau suivant :

Tableau 07: Taux d'éclosion.

Expérience	L'échantillon	Taux d'éclosion (%)
1 ^{er} expérience	Bac	90%
	Bouteilles de zoug	75%
2 ^{ème} expérience	Aquarium	90%
	Bac	85%
	Bouteilles de zoug	75%

Nos résultats sont supérieurs à ceux obtenus par **Rukera Tabaro et al., 2005** qui sont respectivement de 44% pour les cadres et 66% dans les bouteilles de zoug .

10. Elevage larvaire :

Après l'éclosion, le lendemain nous avons remarqué une forte mortalité d'alevinage issus de fabrication d'une mousse blanchâtre dans les bacs et dans les bouteilles de Zoug due à l'accumulation et pourrissement d'œufs non éclos et les alvins mort et c'est ce qui a vraisemblablement causé leur mortalité.

Selon **Gilles *et al.*, 2001**, il faut vérifier rapidement les œufs morts dans les incubateurs, leur pourrissement provoquer une pollution importante de l'eau.

La seconde expérience, nous avons remarqué "un effet de groupe" chez les larves, ceci par un comportement d'entassement important et un comportement photophobes, en se cachant dans les coins obscur du bac.

En effet, **Gilles *et al.*, 2001**, confirme que les larves sont photophobes, fuissent la lumière, cette caractéristique les pousse à se regrouper et à former des véritables paquets très denses dans les parties les moins éclairées.

11. Alimentation des larves :

Après la résorption vitelline, on a nourri nos larves avec l'artémia des les premiers jours ou ont observé une croissance élevée.

En effet **Verreth *et al.*, in Vandecan (2011)** signalent que le remplacement total de l'aliment vivant par un aliment artificiel mène à une mauvaise croissance et un mauvais pouvoir de survie.

II. Discussion générale

Au cours de cette expériences on a put décrire les techniques et les méthodes de la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*.

Selon **Gilles *et al.*, (2001)**, la sélection des femelles est fait sur la tailles des ovules est de leur diamètre qui généralement entre 1.4 et 1.6 mm, mais dans notre expérience vue le manque de matérielle, la sélection est faite selon le poids et le gonflement de l'abdominien

Cependant, selon **Fenerich (1984)**, **Shehadeh (1996)** montre que la connaissance préalable du stade de maturité des femelles à induire est le plus important facteur à considérer pour standardiser le dosage de l'inducteur.

Dans notre recherche, toutes les femelles d'essai ayant administré l'hormone HCG d'une dose de 4U.I/g, ou l'induction de la ponte a été réalisée avec succès.

Une dose d'hormone élevée donne des meilleurs résultats et accélère la maturité ovocytaire. d'après **Eding *et al.*, (1982)** la maturation ovocytaire et l'ovulation ont été provoquées par une seule injection de gonadotropine chorionique humaine (HCG), avec une dose de 4U.I/g de poids de femelle chez *C. gariepinus* .

Après l'effet d'hormone, le taux de réponse des femelles a été élevé de 99% dons elles ont libre une bonne et importante quantité d'ovules.

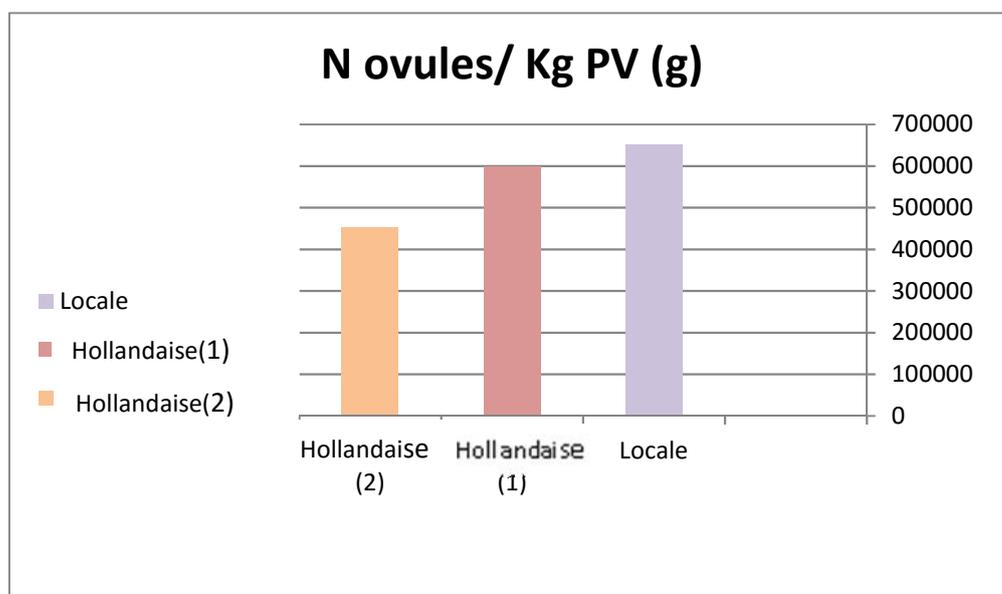


Figure 33: Variation de taux d'ovulation selon les femelles.

D'après notre étude et méthode de travail au sein de la station de recherche de Hassi Ben Abdallah et selon le graphe ci-dessus (fig33) la femelle locale a bien stimulée

Chapitre III : Résultats et discussions

l'hormone, la quantité d'ovules est élevée (651000 ovules par kg de femelle) par rapporte a celle ou l'hormone est administrer aux femelles de la hollande dans le taux est entre (600000 et 450000 ovules par kg de femelle). d'après **Micha et Ducarme, (2003)** les femelles de *C. gariepinus* produisent environ 30 000 œufs/kg du poids vif, et selon **Rukera Tabaro et al., (2005)**, les femelles produisent environ 99 897 ovules environ par kg de femelle.

Si on compare nos résultats de taux d'ovulation avec ceux de **Lokmane et Megartsi, (2012)** qui ont utilisés l'hormone ovaprime et ceux de **Chikhaoui, (2015)** don't il a utilisé le Gn-Rh et dose d'hypophyse pour la stimulation des femelles comme indique le graphe suivant: (Fig.34)

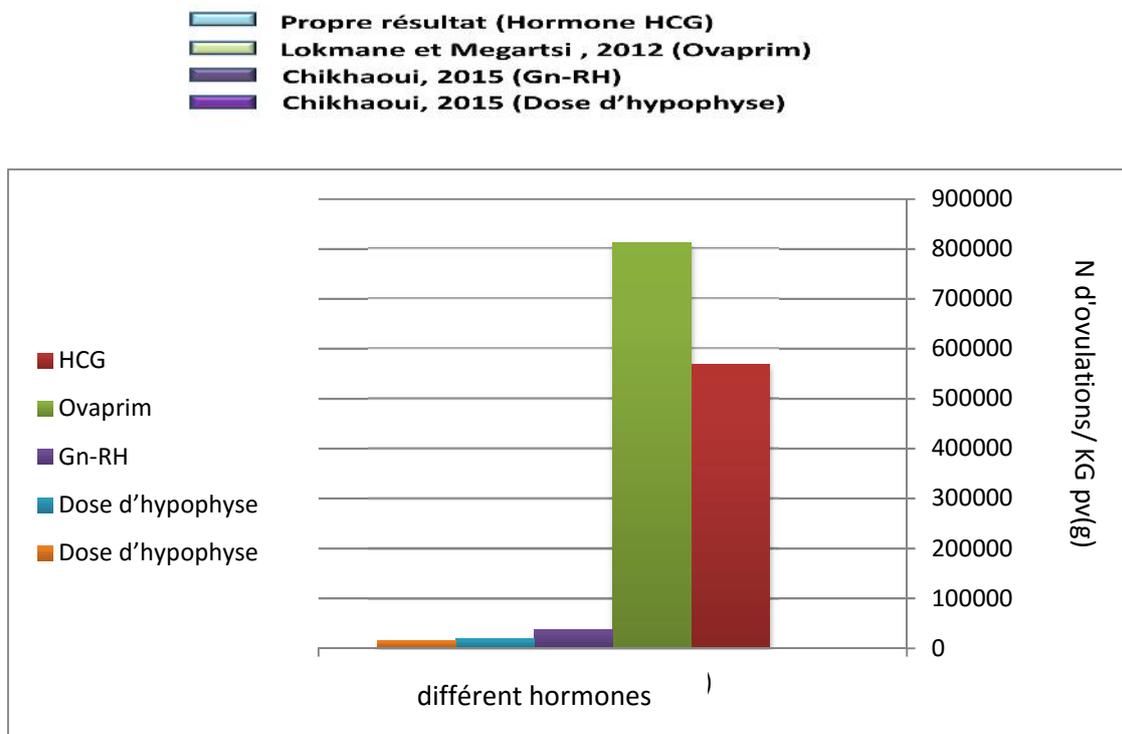


Figure 34: Taux d'ovulation selon la variation des hormones.

On a remarque que les femelles d'essai ont bien répondu aux dose d'hormones HCG et Ovaprim ou ils ont donnée un taux élevée d'ovulation, par contre on constate que les femelles n'ont pas tellement répondu aux hormones Gn-Rh et dose d'hypophyse, donc pour avoir de bonne résultats d'ovulation a la reproduction artificielle est préférable d'utilisée l'un des si hormones (HCG ou Ovaprim).

Selon **Gilles et al., (2001)**, La reproduction avec traitement hormonal comprend le choix de l'hormone et la dose à injecter . Différentes hormones dont HCG (25 UI

Chapitre III : Résultats et discussions

100g⁻¹ de femelle), LH (0,5 ml kg⁻¹ de femelle) ou ovaprim® (0,5 ml kg⁻¹) sont couramment utilisées pour induire la maturation finale ou l'ovulation chez les femelles de *Clarias* (Imouro Toko, 2007). Otémé *et al.* (1996), obtiennent 100% d'ovulation après une seule injection intramusculaire de HCG à la dose optimale de 1.5 UI g⁻¹.

Concernant la récolte des spermés et la fécondation, les mâles sont toujours abattus afin de prélever leurs testicules, d'après Micha, (1975) il suffit de prendre les plus gros mâles pour s'assurer que leurs testicules seront bien développés. Les spermés récoltés de nos mâles suffisant largement pour féconder les ovules de nos femelles (Fig.35).

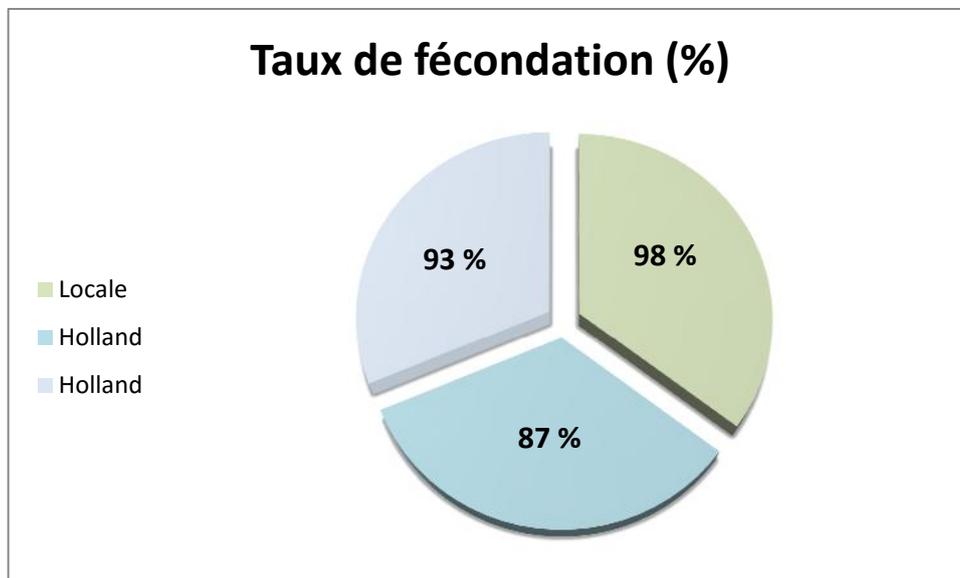


Figure 35: Le pourcentage des taux de fécondation selon les femelles.

Après la fécondation d'œufs, on compare nos résultats obtenus de taux de fécondation qui a été de 93.2% avec les résultats de **Chebel et Khouas (2009)**, qui est d'un taux de 27% et **Rukera Tabaro et al (2005)**, dans le taux de 65.67%, on constate que nos taux de fécondité est très élevé et acceptable.

Les œufs fécondés développent à leur surface un petit disque adhésif qui leur permet de se coller sur divers substrats.

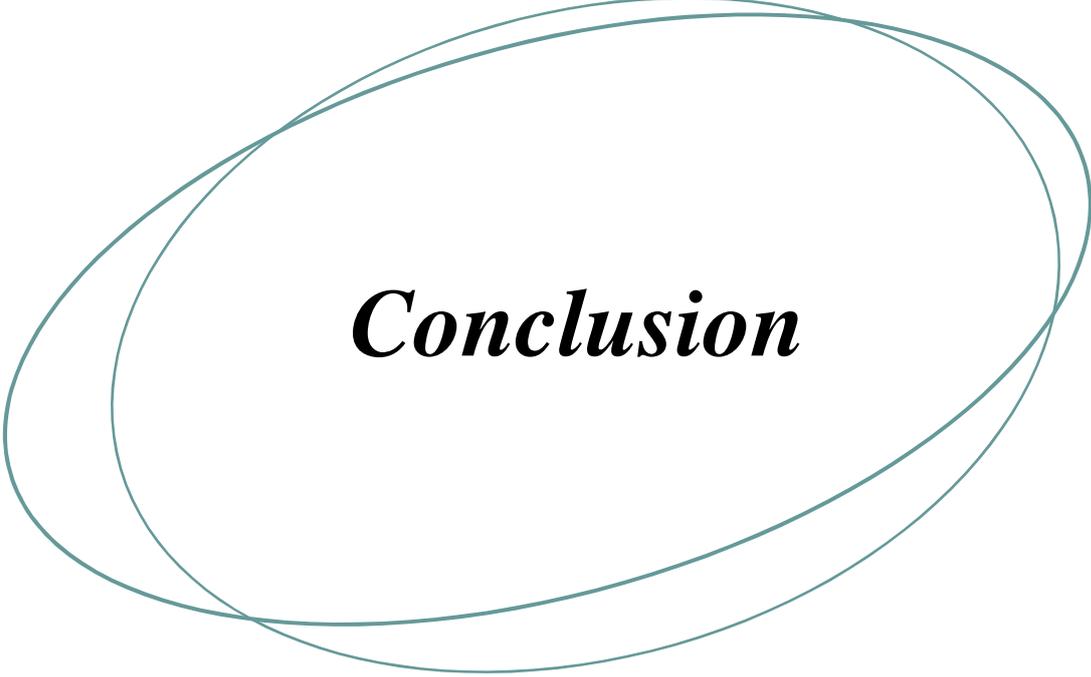
Le développement des embryons est très rapide puisque les premières éclosions ont eu lieu 24h00 après la fécondation la majorité d'entre eux ont terminé leur éclosion environ 1h plus tard. cela est bien expliqué d'après **Braum,(1986); Woynarovich et Horvath, (1980); et Rana, (1990)** que Une accélération du développement

Chapitre III : Résultats et discussions

embryonnaire avec l'augmentation de la température d'incubation des œufs est un phénomène très général chez les poisson chat, ainsi on constate une forte synchronie des éclosions au sein d'un même lot d'œufs, un intervalle entre la fécondation et l'éclosion est compris entre 26 et 33h à 25C° et entre 14 et 18h à 33C°. Le taux d'éclosion obtenus au cours de notre travail est de 83%.

Après l'éclosion on passe à l'étape délicate qui l'élevage larvaire c'est l'étape la plus difficile de l'élevage de *Clarias*.

Selon **Legendre et al., (1995)**, les larves issues de l'éclosion pèsent environ 2 mg en fin de résorption vitelline, soit 48h00 à 72h00 post-éclosion. On j2 après la résorption vitelline on alimente les larves avec l'artémia, car selon **Imouro Toko, (2007)**, à ce stade, les larves de *Clarias* préfèrent nettement la nourriture vivante en l'occurrence d'Artémia ou à défaut du zooplancton. Malgré la diversité et la disponibilité de la nourriture, nous avons constaté une diminution de la croissance et la mortalité totale.



Conclusion

Conclusion

La présente étude nous a permis d'acquérir au centre CNRDPA Ouargla, des connaissances sur la biologie du poisson chat africain (*Clarias gariepinus*), la maîtrise de tous les processus de la reproduction artificielle de ce poisson, et de réaliser un croisement entre deux races différant (locale et étrangère).

Aussi à l'issue de cette expérience, nous avons appris à prendre des données sur l'induction de la ponte à l'aide de l'hormone HCG qui a été réalisée avec succès,

Dans on a remarqué toute au long de notre stage au sein de la station qu'une dose de HCG élevée donne des meilleurs résultats et accélère le processus de maturation ovocytaire.

Déterminer le temps de latence convenable pour "stripper" les femelles qui se situe entre 18 heures et 20 heures, cependant il est probable que cet intervalle du temps de latence change selon les femelles et selon la température.

Après sacrifice du mâle on obtient une quantité abondante de spermatozoïdes dans le liquide séminal pour réaliser le stripping et réussir la fécondation.

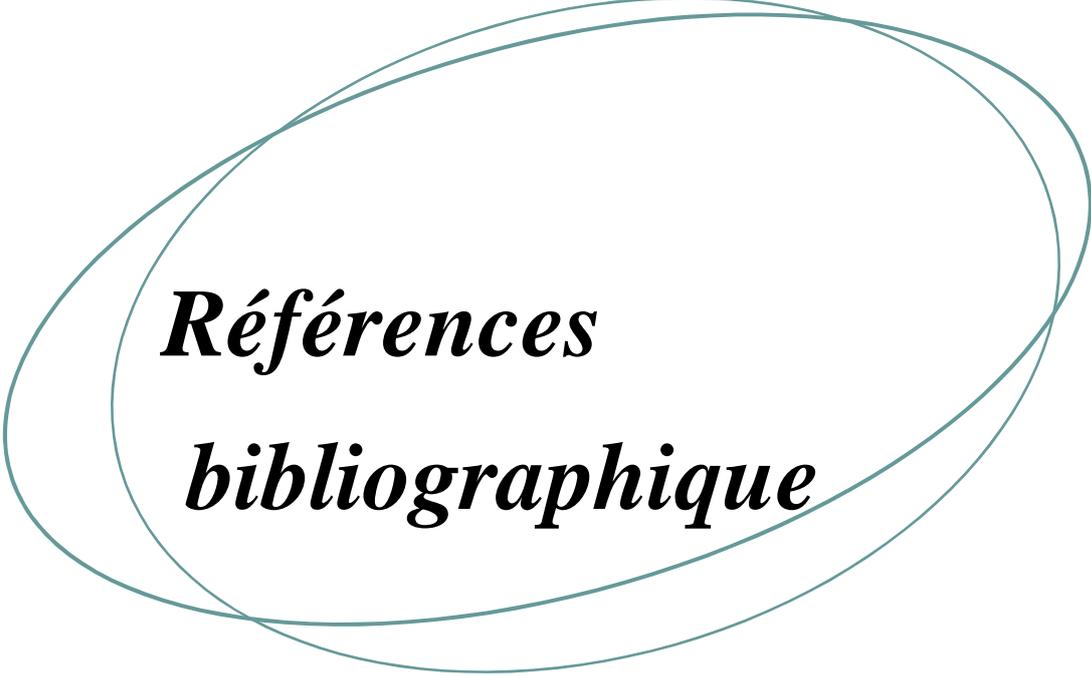
L'incubation des œufs du poisson chat africain aboutit à l'éclosion après 24h environ. Nous avons constaté la facilité d'incubation dans des claies de bacs et les aquariums, ce qui n'est pas le cas de bouteille de zoug, cela est dû à l'adhésivité des œufs à la paroi des bouteilles ce qui les empêche de rester en suspension.

L'avantage de bouteilles de zoug permet le renouvellement d'eau, ce qui permet aussi de supprimer les effets du pourrissement des œufs non éclos.

Déterminer la durée de l'embryogénèse et le début de l'éclosion qui a débuté après environ 23h, et cela due aux bonnes conditions d'incubation à savoir la température et l'oxygène.

L'élevage de *Clarias gariepinus* est rendu possible en Algérie à l'échelle industrielle et consommation ceci par la maîtrise de la reproduction artificielle et la disponibilité d'infrastructures nécessaires à la pratique de cette activité et l'accès au moyen de bon matériel (équipement de travail, alimentation pour poisson).

Nous avons pu réaliser avec succès et à une échelle expérimentale la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus* et nous pouvons constater et confirmer que cette pratique est accessible et réalisable à grande échelle, ce qui éviterait l'introduction en Algérie d'organismes biologiques ou de pathologies qui risquent fort d'engendrer de graves répercussions sur l'environnement aquatique.



Références

bibliographique

Bibliographie

A.

Adebayo, O. T., and O. A. Farbenro. 2004. In Induced ovulation and spawning of pond raised African giant catfish, *Heterobranchus bidorsalis* by exogenous hormones. *Aquaculture* 242:229–236.

Arratia G., Kapoor B. G., Chardon M. and Diogo R., 2003. Catfishes. Science Publishers, Inc; Enfield, NH (USA) vol. 1 et 2. 812 p

Arrignon J., 2002. L'aquaculture de A à Z. Ed. Lavoisier, Paris, 439 p.

Avit J.B., & Luquet P., 1995. Consommation volontaire d'aliment en situation d'éclairement et d'obscurité chez *Heterobranchus longifilis*. *Aquat. Living Resour.* 8: 385 - 387.

B.

Barnabé G., 1991 : Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture, *Ed. La voisier, paris (France), 520p.*

Breton B., Fostier A., Jalabert B., Weil C., 1980. Apport des connaissances fondamentales au contrôle du cycle reproducteur des poissons d'étang : limites et perspectives in Billard R., la pisciculture en étang. *Ed INRA. Paris (France), p.149-161.*

Bruslé J., et Quignard J.p., 2004 Les poissons et leur environnement : Ecophysiologie et comportements adaptatifs. *Ed. Lavoisier. Paris (France), 1522p.*

Bruton M. N., 1996. Alternative life-history strategies of catfishes. *Aquat. Liv. Res.* 9 (Hors série): 35-41.

C.

Chebel F., Khouas B., 2009. Expérimentations sur la reproduction artificielle du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). Mémoire d'ingénieur, ENSSMAL, 52 p.

Chikhaoui N., 2015. Utilisation de la Gn-RH et de l'hypophyse pour l'induction hormonale de *Clarias gariepinus* (burchell, 1822), mémoire de master, ENSSMAL, 2 p

Chikou A., 2006. Étude de la démographie et de l'exploitation halieutique de six espèces de poissons-chats (Teleostei, Siluriformes) dans le delta de l'Ouémé au Bénin. Thèse de doctorat, université de Liège, 459 p.

Corbet, P.S., 1961. The Biological significance of the attachment of immature stages of *Simulium* to mayflies and crabs. *Bulletin of Entomological Research*, 52: 695-699 Cambridge University press.

D.

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.

Diogo R., 2005. Morphological Evolution, Aptations, Homoplasies, Constraints and Evolutionary Trends: Catfishes as a case study on General Phylogeny and Macroevolution. Science Publishers, Inc. Enfield, NH (USA). 491 p.

Ducarme C. et Micha J.C.2003. Technique de production intensive du poisson-chat africain, *clarias gariepinus*, *Tropicultura*, 21.4 : p 189-198.

F.

FAO, 2010. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2010, FAO, Rome, 224 p.

FAO, 2012. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO, Rome (Italie), 241p

J.

Janssen J., 1985. Elevage du poisson-chat africain *Clarias lazera* (Cuv&Val., 1840) En république Centrafricaine :1. Reproduction artificielle. Bangui, FAO/ GCP/ CAF/ 007/NET. Document technique NO 20.100p.

H.

Hardy, R.W., Barrows, F.T., 2002. Diet formulation and manufacture. In: J.E Halver and R.W. Hardy (Editors), *Fish Nutrition*, 3rd edn. Academic Press, New York, pp. 505-600.

Hecht, T., Uys, W., 1997. Effect of density on the feeding and aggressive behaviour in juvenile African catfish, *Clarias gariepinus*. *South African Journal of Sciences* **93**, 537-541.

Hogendoorn, H., Koops, W.J., 1983. Growth and production of African catfish, *Clarias lazera* (C. and V.). I. Effects of stocking density, pond size and mixed culture with tilapia (*S. niloticus* L.) under extensive field conditions. *Aquaculture* **34**, 253-263.

Hossai M.A.R., Beveridge M.C.M., Haylor G.S., 1998.The effects of density, light and shelter on the growth and survival of African catfish (*Clarias gariepinus* Burshell, 1882) *fingerlings*. *Aquaculture*, 160, p.251-258.

I.

Imorou TOKO I., 2007. Amélioration de la production halieutique des trous traditionnels à poissons (whedos) du delta de l'ouléma (Sud Bénin) par la promotion de l'élevage des poissons-chats *Clarias gariepinus* et *Heterobranchus Longifilis*. *Thèse de doctorat, FUNDP*, 186p.

G.

Gilles S., Dugué R., Slembrouck J., 2001. Manuel de production d'alevins du silure africain, *Heterobranchus longifilis*. Ed. Maison neuve et Larose, Paris, 128 p.

Guillaume, J., Kaushik, S., Bergot, P., Metailler, R., 1999. Nutrition et alimentation des poissons et crustacés. Ed. INRA, Paris, 485 p.

K.

Karami A., Christianus A., Zokaeifar H., Saad K. Z., T. J. Imraan F., Shakibazadeh S., Negarestan H., C. Courtenay S., 2011. Ovaprim treatment promotes oocyte development and milt fertilization rate in diploid and triploid African catfish (*Clarias gariepinus*). *Aquacult Int* **19** : 1025–1034.

L.

Lacroix E., 2004. Pisciculture En Zone Tropicale. Ed. GFA Terra Systems, Hamburg, 225 p.

Le Berre M., 1989. Faune du Sahara : poissons, amphibiens, reptiles. Tome 1. Ed. *Chaubaud, France*, 332p.

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.

Lévêque C., Paugy D., 1999. Les poissons des eaux continentales africaines : diversité, écologie, utilisation par l'homme, Ed. *IRD. Paris (France)*, 521p.

Lévêque C., Paugy D., 2006. Les poissons des eaux continentales africaines : diversité, écologie, utilisation par l'homme. 4^{ème} édition, Ed. IRD, Paris, 564 p.

Lévêque, C., M.N. Bruton and G.W. Ssentongo (eds.), 1988. Biologie et écologie des poissons d'eau douce Africains = Biology and ecology of African freshwater fishes. Institut Français de Recherche Scientifique Pour Le Développement en Coopération Collection. Travaux et Documents no. 216.

M.

Mélard C. 2002. - Bases biologiques d'aquaculture. Notes de cours DES Aquaculture. ULg/FUNDP. 301 p.

Micha J-C. 1973. Etude des populations piscicoles de Oubangui et tentatives de sélection et d'adaptation de quelques espèces à l'étang de pisciculture. Thèse de Doctorat, Université de Liège, Liège, p. 110.

Micha J-C., 1976. Synthèse des essais de reproduction, d'alevinage et de production chez un silure africain : *Clarias lazera* Val. *Bulletin Français de pisciculture*, 256, p.77-87.

O.

Otémé J. Z., Hem S. & Legendre M. 1996. - Nouvelles espèces de poissons-chats pour le développement de la pisciculture africaine. *Aquat. Living. Resour.* **9**(Hors série): 207-217.

R.

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.

S.

Sanogo S., 2012. Étude comparative des macroinvertébrés et leur impact sur le régime alimentaire de *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) de deux cours d'eau permanents de la région ouest du Burkina Faso. Thèse de master, Université Polytechnique de Bobo Dioulasso (Burkina Faso), 46 p.

Schlumberger O., 2002. Mémento de pisciculture d'étang. 4eme édition, Ed.cemagref, Montpellier (France), 238p

Seka A., 1984. Possibilités d'élevage d'un poisson Clariidae des régions forestières de Côte d'Ivoire : *Heterobranchius longifilis*. Mem. DEA, Univ. Toulouse, 33 p.

Sikasso, 2013. reproduction artisanale des silures, Ministère Délégué auprès du Ministère du Développement Rural, Chargé de l'Élevage, de la Pêche et de la Sécurité Alimentaire DNP-DRP Sikasso.

T.

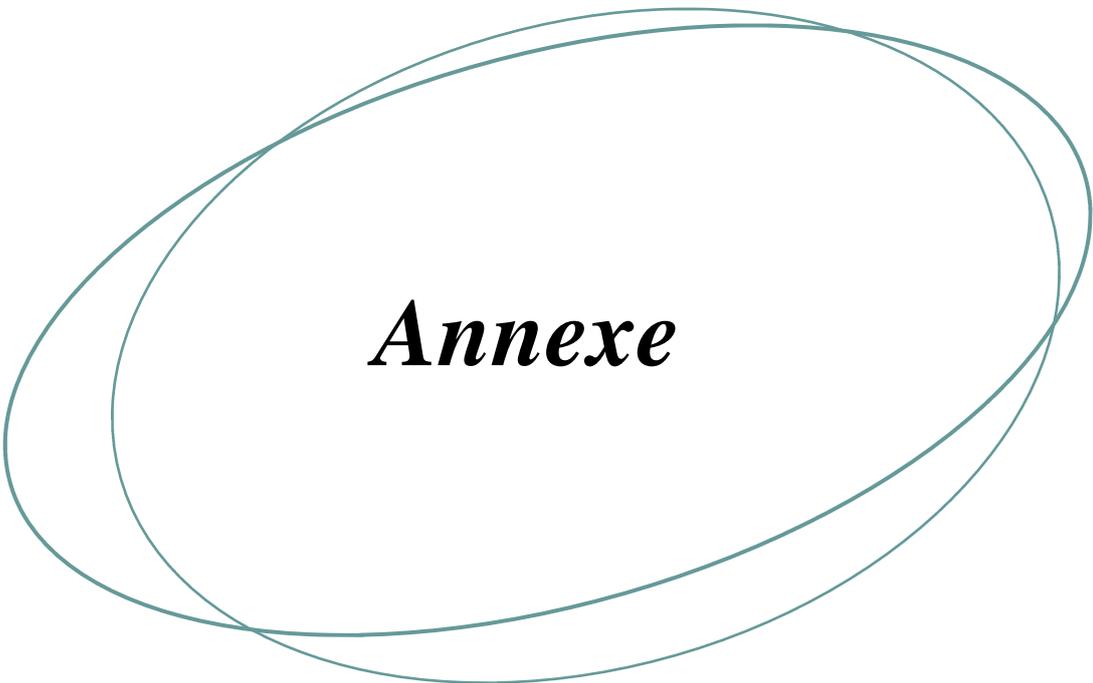
Teugles G., 1986. A Systematic revision of the African species of the genus *Clarias* (Pisces: clariidae).Ed. *Annals Musée Royal de l'Afrique central*, **247**,p1-199.

V.

van Eer A., van Schie T., Hilbrands A., 2004. La pisciculture en eau douce à petite échelle. Deuxième édition, Ed. Fondation Agromisa, Wageningen, 85 p.

Vandecan M., Diallo A., Melard C., 2011. Effect of feeding regimes on growth and survival of *Clarias gariepinus* larvae: replacement of Artemia by a commercial feed. *Aquaculture Research*, **42** : 733 – 736.

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, 93 p.



Annexe

Annexe 1:

- **Stockage des géniteurs**
 - Bassins de stockage des géniteurs
 - Filet
 - Balance électronique de marque KERN type 440-49N (4000g max)
- **Pêche**
 - Salabre
- **Préparation des bacs de stabulation**
 - Trois bacs (1,2x 1x 0.8m)
 - Trois thermostats
 - Diffuseurs
 - Salabre
- **Induction des femelles**
 - Une table de travail
 - Anesthésie Eugénol (1ml)
 - Bassine de 40L
 - Seringues jetables de 5 ml
 - HCG (Hormone chorionique gonadotrope)
 - Sérum physiologique 0.9%
 - Papier absorbant
 - Deux serpillières
 - Thermomètre
- **Prélèvement du sperme**
 - Matériel de dissection
 - Papier absorbant
 - Bécher de 250 ml
 - Seringues jetables de 5 ml
- **Contrôle de maturité**
 - Serpillière
 - Papier absorbant
 - Boit de pétri
 - Microscope optique
- **Prélèvement des ovules**
 - Bassine
 - Serpillière
- **Fécondation et mise en incubation**
 - Bassine
 - spatule
 - Un bac 40l
 - Deux aquariums
 - 3 claies
 - Une bouteille de zoug de 40 l
 - Pompe d'aération

- Thermomètre
- **Elevage larvaire**
 - Bac de 40l
 - Deux aquariums (une petite de "20x25x75cm" et une grande de "107x41.5x40.5 cm")
 - Pompe d'aération



Photo : table de manipulation avec les matériels utilisés

Annexe 2: Mesures des poids des géniteurs de la station

- **Recewys (1)** sexe males et femelles de hollande

Sexe	N° des géniteurs	Poids (g)	sexe	N° des géniteurs	Poids (g)
femelles	1	529	males	19	606.7
	2	725		20	507
	3	656		21	874
	4	910		22	475
	5	483		23	828
	6	698		24	784
	7	484		25	662
	8	405		26	507
	9	436		27	692
	10	1000		28	429
	11	1025		29	1021
	12	412		30	470
	13	526		31	432
	14	450		32	960
	15	800		33	573
	16	763		34	822

femelles	17	442	males	35	1040
	18	795		36	728
males	18	654			

▪ **Recewys (2) sexe males et femelles locale**

Sexe	N° des géniteurs	Poids (g)	sexe	N° des géniteurs	Poids (g)
femelles	1	492	femelles	13	556
	2	663		14	587
	3	469		15	327
	4	966		16	605
	5	604	males	17	271
	6	387		18	396
	7	604		19	300
	8	1184		20	818
	9	486		21	273
	10	421		22	274
	11	296		23	360
	12	326			

▪ **Recewys (3) sexe femelles de hollande**

N° des géniteurs	Poids (g)
1	1156
2	1153.7
3	1000
4	1110
5	1076
6	1063

▪ **Recewys (4) sexe males de hollande**

N° des géniteurs	Poids (g)
1	1232.3
2	1273
3	1419
4	1235
5	1430

Annexe 3: suivi de la température de l'incubation

- Premier expérience

Date	Heure	Bac	Bouteille de zoug	Date	Heure	Bac	Bouteille de zoug
16/05/2016	10:00	25.2	24	17/05/2016	00:00	30	28.2
	11:00	25.6	25.8		01:00	30.2	27.8
	12:00	26.6	27		02:00	30.3	27.5
	13:00	26.2	27.5		03:00	30	27
	14:00	26.8	28.5		04:00		
	15:00	27.5	28.9		05:00	30.3	26.9
	16:00	27.9	28.8		06:00	30.4	26.5
	17:00	28.4	28.9		07:00	30.4	27.1
	18:00	28.5	28.7		08:00	30	26.8
	19:00	28.8	28.7		09:00	29.9	27
	20:00	29.2	28.6		10:00	30	27.5
	21:00	29.5	28.4		11:00	30.5	27.4
	22:00	29.6	28.5		12:00	30.2	27.5
23:00	29.8	28.4	13:00	30	27.7		

- Deuxième expérience

Date	Heure	Bac	Bouteille de zoug	aquarium	Date	Heure	Bac	Bouteille de zoug	aquarium
20/05/16	09:00	26.7	27	24	21/05/16	23:00	27.5	27.7	26
	10:00	26.7	26.9	25.8		00:00	26.8	27.6	25.9
	11:00	26.8	26.9	26		01:00	26.5	26.8	26
	12:00	27.2	27	26.5		02:00	25.7	26.3	25.8
	13:00	27.4	26.9	27.1		03:00			
	14:00	27.5	27	27.5		04:00			
	15:00	27.7	27.3	27		05:00	26.3	26.8	26.4
	16:00	28	27.4	26.7		06:00	26.7	26.9	26.2
	17:00	27.9	27.6	26.2		07:00	26.5	26.7	26
	18:00	28.1	27.7	25.9		08:00	25.8	26.3	26.3
	19:00	28.1	27.7	26.4		09:00	26.2	26.1	26.5
	20:00	28.4	27.9	26.4		10:00	26.6	26.5	26.7
	21:00	28.6	27.7	26		11:00	26.8	26.8	26.5
22:00	28.5	27.4	25.6	12:00	27	27.2	26.5		

Annexe 4: Décapsulation de l'artémia

- Verser 20 g d'artémia dans une bassine d'eau pour l'hydratation pendant une 1 heure avec une forte oxygénation.
- Après l'hydrations en ajoute l'eau de javel pendant 7 -10 min (ou bien juste après le changement de la couleur de marron vers l'orange.
- Ouvrir le t et rincer bien l'artémia puis filtrer le contenu avec un tamis 0.1mm pour éliminer l'eau de javel.
- Verser l'artémia dans la bouteille de Zoug en ajoutant 1Kg de sel et métier une forte oxygénation pendant 24h.
- A la fin filtrer le contenu et alimenter les larves.



Photo 2: les étapes de préparation d'artémia et leur changement de couleur.

Guide pratique de la reproduction artificielle du poisson chat

Clarias gariepinus (burchell, 1822).

Matériel utilisé:

Récipients, seringues, anesthésiant, serpillières, raceways, filets, balance, hormone à injecter, thermomètre, thermostat, claies (moustiquaire tenue par un cadre en bois), bécher, salabre, produit détergent, eau javel.

Protocole:

- Acquérir des géniteurs matures.
- Déterminer le sexe.
- Conserver les géniteurs par sexe dans des raceways différents au préalable bien nettoyé et désinfectés.
- Placer dans les raceways un nombre suffisant de diffuseurs d'air.
- Veillez à la bonne qualité de l'eau.
- Nourrir les géniteurs avec une alimentation riche en protéine avec ration journalière de 3% de leur poids.
- Sélectionner de bons géniteurs femelles de grande taille, sains qui ont un abdomen gonflé et bien arrondi ainsi que des géniteurs males de grande taille.
- Marquer les femelles sélectionnées.
- Peser les femelles sélectionnées afin de calculer la dose d'injection.
- Utiliser l'HCG ou un extrait hypophysaire combiné à une anti dopamine de préférence.
- Mettre les géniteurs femelles sélectionnés dans des raceways de stabulation individuellement minimum 24h.
- Poser la femelle à injecter sur une serpillière mouillée et lui couvrir la tête avec autre.
- Injecter la femelle entre la nageoire dorsale et la ligne latérale dans la partie la plus charnue sous un angle de 30°.

- Remettre les femelles injectées dans les raceways de stabulation.
- Calculer la température moyenne des raceways afin de déduire le temps de latence.
- Réaliser le prélèvement des testicules par le sacrifice du male avant la collecte des œufs par pression abdominale (le stripping).
- Faire couler le sperme par des incisions verticales sur le testicule dans un petit récipient (ou béccher).
- Eviter tout contact avec l'eau.
- Réaliser un stripping au terme du temps de latence pour collecter les ovules dans un récipient propre et sec.
- Incorporer les ovules avec le sperme et touiller avec une plume d'oie à sec.
- Ajouter de l'eau pour la fécondation tout en faisant un mouvement circulaire.
- Verser les œufs dans des claies légèrement immergées dans des bacs remplis d'eau au quart.
- Attendre l'éclosion en contrôlant la température et la bonne qualité de l'eau.
- Eliminer la mousse blanchâtre qui apparait en surface.
- Transférer les larves dans un bassin nettoyé et désinfecté dans une eau de température similaire à celle de l'incubation.