

UNIVERSITE SAAD DAHLAB BLIDA 1

Institut des Sciences Vétérinaires

THESE DE DOCTORAT

En Sciences Vétérinaires

Spécialité : Sciences Vétérinaires

**CONTROLE DE LA GAMETOGENESE DU SILURIS CLARIAS DANS
DIFFERENTS ECOSYSTEMES**

Par

ROUABAH ABDELKADER

Devant le jury composé de :

1. Mr.LAFRI Mohamed	Prof. Univ. Blida 1	Président
2. Mr.KHELEF Djamel	Prof. ENSV. Alger	Examineur
3. Mr.OUMOUNA Mustapha	Prof. Univ. Médéa	Examineur
4. Mr.MEDDOUR Abderrafik	Prof. Univ. Annaba	Examineur
5. Mr.ZOUAKH Djameleddine	Prof. ESNV. Alger	Examineur
6. Mr.KAIDI Rachid	Prof. Univ. Blida 1	Directeur de thèse

Blida, Mai 2018

RESUME

Pour le déroulement des différentes étapes de la gamétogenèse (folliculogenèse, vitellogenèse et ovulation) ainsi que la reproduction artificielle du Silure Africain (*Clarias gariepinus*), diverses techniques et voies de stimulation ont été pratiquées. Les techniques utilisées sont à base de la sous unité bêta de la hCG et de la FSH-LH sérique qui ont une fonction lutéotrophique. La hCG est produite par le placenta de la femme enceinte dès le 7ème jour de gestation afin de maintenir l'activité du corps jaune dans des conditions physiologiques normale et la FSH-LH par l'hypophyse sous l'action de la GnRh. Elles ont été utilisé chez le *Clarias gariepinus* en remplacement des gonadostimulines hypophysaires afin de stimuler les différents stades de l'ovogenèse et induire l'ovulation, particulièrement chez des femelles ayant achevées la gamétogenèse. La bêta hCG et la FSH-LH ont été expérimentées également sur des mâles pour accélérer la spermatogenèse. La première expérience à base de la sous unité bêta HCG a été réalisée sur un lot de géniteurs composé de 4 femelles, et la seconde à base de FSH-LH sur un second lot de géniteurs composé de 4 femelles. Pour les deux expériences 2 mâles ont été utilisés et ont été stimulés par de la FSH-LH hypophysaire. Les femelles ont réagi positivement à des doses de 200 à 400 UI /kg de B-hCG CO et à 36,86 µml ou UI de FSH et à 34,45 µml de LH dans une solution de 2,5ml. Pour ces deux lots, les quantités d'ovules obtenus sont de 342g soit en moyenne 171.000 œufs sous hCG-CO et FSH-LH. Les quantités de laitance sont de 3ml par sacrifice du mâle et de 5 ml par testiculo-ectomie. Cette quantité de sperme est suffisante pour la reproduction des 2 stocks de femelles, puisque 1ml contient environ 15 milliards spermatozoïdes. Pour la B-hCG et la FSH-LH, les taux respectifs sont de 37,60% pour la fécondation et de 11,84% pour l'éclosion. La mortalité importante s'explique par la non viabilité des embryons dû à la mauvaise alimentation des géniteurs qui recevaient des aliments énergétiques contenant très peu d'acides aminés indispensable et de vitamines en particulier les vitamines A,D,E,C. Elle est due également aux fluctuations de la température souvent très élevées entraînant l'augmentation de la production d'ovocytes atresiques et à la régression des testicules qui diminue la fertilisation des ovocytes. La température élevée entraine la mortalité des œufs au cours de l'embryogenèse, elle est également à l'origine de la mortalité provoquée par une pathologie mycosique la saprolegnose.

In the course of the different stages of gametogenesis (folliculogenesis, vitellogenesis and ovulation) and the artificial breeding of *Silurus African (Clarias gariepinus)*, various techniques and stimulation pathways were performed. The techniques used are based on the beta unit HCG and serum FSH-LH which have a luteotrophic function. The hCG is produced by the placenta of the pregnant woman on the 7th day of gestation in order to maintain the corpus luteum in normal physiological conditions and the FSH -LH by the pituitary under the action of GnRh. They were used in *Clarias gariepinus* in replacement of pituitary gonadotropins to stimulate the different stages of oogenesis and ovulation induction, particularly among females who completed gametogenesis. Beta hCG and FSH-LH were also tested on males to accelerate spermatogenesis. The first experiment based on the HCG beta subunit was carried out on a batch of broodstock composed of 4 females and the second one based on FSH-LH on a second batch of broodstock composed of 4 females.

For both male 2 experiments were used and were stimulated by pituitary FSH-LH.

Females reacted positively at doses of 200-400 IU / kg B-hCG CO and 36.86 µml or UI FSH and 34.45 µml LH in a 2.5 ml solution.

For these two batches, the quantities of eggs obtained are 342 g, ie on average 171,000 eggs Under hCG-CO and FSH-LH. The quantities of laitance are 3 ml per sacrifice of the male and 5 ml by testiculo-ectomy. This quantity of sperm is sufficient for the reproduction of the 2 stock of females, since 1 ml contains about 15 billion spermatozooids.

For B-hCG and FSH-LH, the respective rates are **37.60** for fertilization and **11.84%** for hatching. The high mortality is due to the unsustainability of the embryos due to the poor diet of the broodstocks who received energy foods containing very few essential amino acids and vitamins in particular vitamin A, D, E, C. It is due Also to temperature fluctuations and in particular to the very high temperatures leading to the increase in the production of atresic oocytes and to the regression of the testicles which reduces the fertilization of the oocytes. High

temperature leads to egg mortality during embryogenesis, causing mortality caused by saprolegnosis.

في سياق مختلف مراحل عملية تكوين الأمشاج (folliculogenes، تكون المح والتبويض) والتربية الاصطناعية من *Silurus* الافريقي (القرموط)، تم تنفيذ العديد من التقنيات وسبل التحفيز. والتقنيات المستخدمة تستند إلى وحدة بيتا hCG والمصل FSH، LH التي لديها وظيفة lutéotrophique. تم إنتاج hCG عن طريق المشيمة من النساء الحوامل بمجرد بلوغ الحمل اليوم السابع (7) من أجل المحافظة على نشاط الجسم الأصفر في ظروف فسيولوجية طبيعية وLH-FSH من الغدة النخامية تحت تأثير GnRh. كانت تستخدم في القرموط في استبدال الجونادوتروبين من الغدة النخامية لتحفيز مختلفة مراحل تكوين البويضات وتحريض الإباضة، وخاصة بين الإناث الذين أكملوا عملية تكوين الأمشاج. تم اختبار HCG بيتا LH و FSH أيضا على ذكر لتسريع الحيوانات المنوية. وأجريت التجربة الأولى على أساس بيتا HCG حدة فرعية على مجموعة من الأمهات كل دفعة تحتوي على 4 إناث، والثاني على أساس LH-FSH على الدفعة الثانية من الأمهات (4 إناث).

في كل التجريبتين استخدم 2 ذكراين و كانت تحفزها LH-FSH في الغدة النخامية وكان رد فعل إيجابي الإناث في جرعات من 200 إلى 400 وحدة دولية / كغ من hCG B-CO و36،86 µml أو IU FSH LH و 34.45 µml في محلول 2.5 مل.

في هاتين الدفعتين ، كميات البيض التي تم الحصول عليها هي 342 غ بمعنى متوسط 171.000 بيضة تحت hCG-CO و FSH-LH. أما كميات السائل المنوي هي 3 مل الناتج عن التضحية بذكر و 5 مل بطريقة أو تقنية Testiculo-ectomie. هذه الكمية من الحيوانات المنوية كافية لتخصيب الدفتين من الاناث ، لأن 1 مل من السائل المنوي يحتوي على ما يقرب من 15 مليار نطفة.

أما فيما يخص hCG-B و LH-FSH، فإن معدلاتها تصل إلى 37،60 للإخصاب و11.84%. للتفقيس. أما ارتفاع معدلات الوفيات يرجع إلى عدم جدوى الأجنة إلى سوء النظام الغذائي للأمهات التي تحصل على أطعمة طاقة تحتوي على نسبة قليلة جدا من الأحماض الأنيمية اللازمة والفيتامينات الأساسية وخاصة فيتامين A، D، E، C. وهو أيضا ناتج عن تقلبات درجة الحرارة وعلى وجه الخصوص درجات حرارة عالية جدا مما أدى إلى زيادة إنتاج البويضات الميتة وانحصار الخصية مما يقلل من إخصاب البويضات. ويؤدي ارتفاع درجة الحرارة إلى وفيات البيض خلال مرحلة التطور الجنيني، هو مصدر للوفيات الناجمة عن saprolegnose.

REMERCIEMENTS

Au terme de ce travail, je tiens à exprimer mes plus vifs remerciements au Pr Kaidi Rachid mon directeur de thèse attentif et disponible malgré ses nombreuses charges à la faculté de Biologie, d'Agronomie et des Sciences Vétérinaires de l'Université de Blida.

Sa compétence sa rigueur scientifique m'a beaucoup appris. Je suis très comblé d'avoir travaillé en sa compagnie. Car outre son appui scientifique, il a toujours été là pour me soutenir et me conseiller au cours de l'élaboration de cette thèse.

J'exprime tous mes remerciements à l'ensemble des membres de mon jury qui me font l'honneur d'évaluer mon travail et qui sont : le professeur président du jury.

Au Professeur Djamel Eddine Zouakh, ancien directeur de l'ENSSMAL d'Alger, actuellement enseignant à L'EPSNV d'Alger.

Au docteur Rafik Meddour maître de conférences à l'université d'Annaba (département des sciences de la Mer).

Veillez trouver ici l'expression de mon profond respect.

J'adresse toute ma gratitude à toutes les personnes qui m'ont aidé à la réalisation de ce travail et à sa finalisation.

Je pense plus particulièrement au Dr Rafik Meddour dans l'aide très précieuse qu'il m'a fourni tout au long de la préparation de la thèse et également au Dr Djezzar Miliani qui a grandement œuvré pour sa publication. Veuillez trouver ici le témoignage de ma profonde reconnaissance.

A mon neveu Rouabah Slim pour son assistance sans laquelle tout aurait été plus difficile.

Je remercie grandement le Pr Bercsényi Miklos et toute son équipe sympathique de m'avoir accueilli dans le Centre de recherche en Pisciculture de l'Université de Keszthely (Hongrie) et de m'avoir permis de travailler dans d'excellentes conditions et dans un climat très agréable. Je suis ravi d'avoir amélioré mes connaissances en leur présence. Je pense particulièrement à toutes les assistantes, les assistants des équipes qui ont œuvrées pour que mon travail réussisse. Merci pour votre support et vos encouragements.

DEDICACES.

A mes enfants Rouabah karim ,R.Djazia ,R.Meriem pour votre appui moral dans les moments difficiles .Aucune dédicace ne saurait exprimer tout ce que j'éprouve pour vous.

Je tiens à exprimer ma gratitude et mes sincères remerciements à l'ensemble du personnel du laboratoire de biologie du Dr Zibbouche A(W.Ain defla) et en particulier à Melle Aggoun N .

J'exprime également mes plus vifs remerciements au directeur de la ferme Ezzahra à Hassi –Lefhel(W.de Ghardaia) pour son accueil et sa disponibilité de tous les instants et qui a mis à ma disposition tous les moyens nécessaires pour la réussite de mes expérimentations. Je lui souhaite beaucoup de courage et plein de succès dans la poursuite de ses activités piscicoles.

Je tiens également à exprimer ma reconnaissance et ma sympathie à tous ceux qui ont œuvré de près ou de loin à l'aboutissement de cette thèse.

ROUABAH ABDELKADER

TABLE DE MATIERE

RESUME	1
REMERCIEMENTS	16
DEDICACES.....	17
TABLE DE MATIERE.....	18
LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX	23
INTRODUCTION GENERALE	28
CHAPITRE I : BIO-ÉCOLOGIE DES ESPÈCES.....	32
1.1 Bioécologie de <i>Clarias gariepinus</i> (burchell ,1822)	32
1.1.1 Position systématique	32
1.1.2 Caractéristiques morphologiques.....	33
1.1.3. Distribution géographique	34
1.1.4. Exigence écologiques	35
1.1.5. Aspects généraux de l'aquaculture en Algérie	36
1.1.6. Production mondiale de <i>Clarias gariepinus</i>	36
1.1.7. Régime alimentaire	38
1.1.7.1. Température	39
1.1.7.2. Reproduction naturelle de <i>Clarias gariepinus</i>	39
1.1.7.3. Prédation et cannibalisme.....	39
1.1.7.4. Qualité alimentaire de la chaire de <i>Clarias gariepinus</i>	41
1.2. Bio-écologie de <i>Sander Lucioperca</i> (Linnaeus, 1758).....	42
1.2.1 Position Systématique.....	43
1.2.1.1. Diagnose de l'ordre des perciformes	43
1.2.1.2. Principales caractéristiques du sous ordre des percoides	44
1.2.1.3. Principales caractéristiques de la famille Percidae	44
1.2.2. Caractéristiques morphologiques.....	45
1.2.2.1. Régime alimentaire	46
1.2.2.2. Croissance et reproduction en conditions naturelles.....	46

1.2.2.3. Synthèse de données sur la reproduction du sandre	48
CHAPITRE II: ENDOCRINOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LES TELEOSTEENS	49
2.1. Mécanismes de la reproduction.....	49
2.2. L'hypothalamus	49
2.3. L'organe pinéal.....	51
2.4. L'hypophyse	51
2.5. Les gonades.....	53
2.6. La GNRH dans l'axe hypothalamo-hypophysogonadique des téléostéens	53
2.8. Facteurs hormonaux	56
2.9. Gamétogenèse.....	57
2.9.1. Spermatogenèse.....	57
2.9.2. Ovogenèse et vitellogenèse	58
2.10. Niveaux d'intervention sur la reproduction des téléostéens.....	60
CHAPITRE III: REPRODUCTION ARTIFICIELLE DE <i>CLARIAS GARIEPINUS</i>.....	64
3.1 Introduction et Objectifs.....	64
3.2 Matériel et méthodes.....	64
3.2.1. Présentation du site d'expérimentations sur <i>Clarias gariepinus</i> ...	64
3.2.2. L'écloserie	65
3.2.3. Le Bloc Technique	65
3.2.4. L'unité de grossissement.....	66
3.2.5. Unité de fabrication d'aliment	67
3.2.6. Préparation des géniteurs de <i>C. gariepinus</i>	67
3.2.6.1. Régime Alimentaire des géniteurs	67
3.2.6.2. Sexage des géniteurs	68
3.2.6.3. Critères de sélection des géniteurs.....	69

3.2.6.4. Evaluation de l'état de maturation des femelles.....	69
3.2.6.5. Marquage des géniteurs	69
3.2.6.6. Anesthésie	70
3.2.6.7. Conditionnement des géniteurs	70
3.2.6.8. Induction des femelles	70
3.2.6.9. Temps de latence	71
3.2.6.10. Prélèvement des testicules et conservation du sperme	71
3.2.6.10.1. Prélèvement des testicules.....	71
3.2.6.10.2. Prélèvement et conservation du sperme	73
3.2.6.11. Prélèvement des ovules.....	73
3.2.6.12. Fécondation	74
3.2.6.13. Incubation	77
3.2.7. Evaluation de l'effet d'induction de la hCG et de la FSH.....	77
3.2.7.1. Production de laitance	77
3.2.7.2. Production de Frais.....	77
3.2.7.3. Taux de fécondations.....	77
3.2.7.4. Taux d'éclosions	77
3.2.8. Traitements des données.....	78
3.3 Résultats	78
3.3.1. – Profils biométriques des géniteurs de <i>Clarias gariepinus</i>	78
3.3.1.1. – Géniteurs males.....	78
3.3.1.2. - Femelles	80
3.3.2. – Homogénéité des géniteurs de <i>C. gariepinus</i>	82
3.3.3. – Pouvoir inducteur de l'hCG et de la FSH chez <i>C. gariepinus</i>	84
3.3.3.1. – Analyse quantitative.....	84
3.3.3.1.1. - Production de laitance	84
3.3.3.1.2. – Production de frai.....	85
3.3.3.1.2.1. – Quantification massique	85
3.3.3.1.2.2. – Quantification volumétrique	86
3.3.3.1.2.3. – Quantification numérale.....	88
3.3.3.2. – Analyse qualitative	89
3.3.3.2.1. – Taux de fécondation	89
3.3.3.2.2. – Taux d'éclosion.....	91

3.3.3.2.3. – Evaluation de l’embryogenèse	92
3.3.3.2.3.1. – Evaluation quantitative	92
3.4. Discussion	94
3.4.1. Profils biométriques des géniteurs <i>Clarias</i>	94
3.4.2. Pouvoir inducteur de l’hCG et de la FSH et gamétogenèse	94
3.4.3. Pouvoir inducteur de l’hCG et de la FSH sur l’éclosion	95
3.5 Conclusion :	96
CHAPITRE IV: EXPERIMENTATIONS SUR LA REPRODUCTION ARTIFICIELLE DE <i>SANDER LUCIOPERCA</i>	97
4.1 Introduction & Objectifs	97
4.2. Matériel et méthodes	97
4.2.1. Site d’expérimentation	97
4.2.2. Collecte des géniteurs :	97
4.2.3. Sélection des géniteurs et sexage	98
4.2.4. Sédation, mensuration et marquage	99
4.2.5. Conditionnement et stabulation des géniteurs	99
4.2.6. Dispositif expérimental	100
4.2.7. Traitement hormonal par voie intramusculaire à base d’extrait hypophysaire	102
4.2.8. Chronologie des protocoles d’induction de <i>Sander Lucioperca</i> ..	103
4.2.9. Préparation de la solution désagglutinante	103
4.2.10. Composition	103
4.2.11. Mode opératoire	104
4.2.12. Avantages de cette préparation	104
4.2.13. Evaluation de l’effet d’induction	105
4.2.14. Production de laitance	105
4.2.15. Production de Frais	105
4.2.16. Taux de fécondations	105

4.2.17. Taux d'éclosions	106
4.2.18. Traitements des données.....	106
4.3 Résultats	106
4.3.1. – Profils biométriques des géniteurs de <i>Sander Lucioperca</i>	106
4.3.1.1. – Géniteurs males.....	106
4.3.1.2. - Femelles	108
4.3.2. – Homogénéité des géniteurs de <i>S. Lucioperca</i>	110
4.4. – Diagnose de la reproduction.....	111
4.4.1. - Production de laitance chez les males de <i>S. Lucioperca</i>	111
4.4.2. – Evaluation des voies d'inductions chez <i>S. Lucioperca</i>	112
4.4.2.1. – Analyse quantitative du frai	112
4.4.2.1.1. – Quantification massique	112
4.4.2.1.3. – Quantification numérale.....	114
4.4.2.1.4. – Analyse qualitative.....	114
4.4.2.2. – Taux de fécondation	115
4.4.2.3. – Taux d'éclosion.....	116
4.4.3. – Facteurs d'influence de la reproduction.....	117
4.5 Discussion	119
CONCLUSION GENERALE	124
APPENDICE A	128
Liste des abréviations	128
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	129
PUBLICATION.....	139

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

Figure 1. 1 : Nageoires chez <i>Clarias gariepinus</i> . (A) Vue dorsale (B) Vue latérale[5].	34
Figure 1. 2 : Répartition géographique de <i>Clarias gariepinus</i> en Afrique [112].....	34
Figure 1. 3: Répartition de <i>Clarias gariepinus</i> en Algérie	35
Figure 1. 4 : Production aquacole mondial de <i>Clarias gariepinus</i> [112]	37
Figure 1. 5: Principaux pays producteurs de <i>Clarias gariepinus</i> [112]	37
Figure 1. 6: Composition alimentaire des filets de <i>C.gariepinus</i> [1].....	41
Figure 1. 7: <i>Sander Lucioperca</i> (Percidae) [112].....	46
Figure 2. 1: L'axe Hypothalamus-Hypophyse-Gonade.....	50
Figure 2. 2: Vascularisation de l'hypophyse des téléostéens [57]	54
Figure 2. 3: GnRH et axe hypothalamo-hypophyso-gonadique chez les téléostéens (Harvey et hoar,1980)	55
Figure 2. 4: Ovogenèse de l'ovogonie à la production d'un ovocyte viable [6].....	59
Figure 2. 5: Schémas du développement ovocytaire et de la maturation finale des ovocytes : vg = vésicule germinative ; PA = pôle animal PV = pôle végétatif ; gp = globule polaire [7][6].....	60
Figure 2. 6: Physiologie de la reproduction chez les poissons. Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons [39].....	62
Figure 3. 1: Bassin en dur de la ferme piscicole Ezzahra à Hassi L'FHal (W. Ghardaïa).....	65
Figure 3. 2: Côté Laboratoire de la ferme Ezzahra	66
Figure 3. 3: Bassins en géo-membrane de la ferme Ezzahra	66
Figure 3. 4: Bassin réservoir de la ferme Ezzahra	67
Figure 3. 5: Collecte des géniteurs (A) et leur transfert en bassine (B).....	68
Figure 3. 6: Bassin de conditionnement des géniteurs.....	68
Figure 3. 7: Dimorphisme sexuel chez <i>C. gariepinus</i> mâle (A) et femelle (B)	69
Figure 3. 8: Marquage d'un géniteur de <i>Clarias gariepinus</i>	70
Figure 3. 9: Injection d'hormone dans le muscle dorsal d'une femelle <i>C. gariepinus</i>	71
Figure 3. 10: Sutures abdominales sur un mâle après testiculo-ectomie.....	72
Figure 3. 11: Prélèvement des testicules de <i>Clarias gariepinus</i>	72
Figure 3. 12: Récolte du sperme d'un testicule de <i>C. gariepinus</i>	73

Figure 3. 13: étape Fécondation (Mélange sperme-ovules)	74
Figure 3. 14: Mélange du sperme et des ovules à sec	75
Figure 3. 15: Solution de fécondation (eau physiologique)	76
Figure 3. 16: Lait de vache utilisé après fécondation	76
Figure 3. 17: Variabilité du poids chez les géniteurs males de <i>Clarias gariepinus</i>	79
Figure 3. 18: Variabilité de la taille chez les géniteurs males de <i>Clarias gariepinus</i>	80
Figure 3. 19: Variabilité du poids chez les géniteurs femelles de <i>Clarias gariepinus</i>	81
Figure 3. 20: Variabilité de la taille chez les géniteurs femelles de <i>Clarias gariepinus</i>	82
Figure 3. 21: Corrélations entre le poids et la tailles des géniteurs de <i>C. gariepinus</i> males (a) et femelles (b). (×, ...) : hCG ; (°,) : FSH.	83
Figure 3. 22: Variations de la production de laitance chez les trois lots de males de <i>C. gariepinus</i>	84
Figure 3. 23: Variabilités des quantités massiques de frai chez les trois lots de femelles de <i>C. gariepinus</i>	85
Figure 3. 24: Variabilités des quantités volumétriques de frai chez les trois lots de femelles de <i>C. gariepinus</i>	88
Figure 3. 25: Variabilités du nombre d'œufs par ml de frai chez les trois lots de femelles de <i>C. gariepinus</i>	89
Figure 3. 26: Variabilités du taux d'éclosion des œufs chez les trois lots de femelles de <i>C. gariepinus</i> induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).	90
Figure 3. 27: Variabilités du taux d'éclosion des œufs chez les trois lots de femelles de <i>C. gariepinus</i> induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).	92
Figure 3. 28: Taux différentiels entre la fécondation (F) et l'éclosion (E) du frai obtenu sous hCG (HA1 à HA3) et sous FSH (FA1 à FA3) chez <i>C. gariepinus</i>	93
Figure 3. 29: Niveau de variabilité des taux différentiels entre la fécondation et l'éclosion des œufs obtenus sous hCG (HA1 à HA3) et sous FSH (FA1 à FA3) chez <i>C. gariepinus</i>	94
Figure 4. 1: Pêche des géniteurs de <i>Sander Lucioperca</i>	98
Figure 4. 2: Anesthésie du sandre à base d'huile essentielle d' <i>Eugena caryophyllata</i>	99
Figure 4. 3: Marquage d'un géniteur <i>Sander Lucioperca</i>	100

Figure 4. 4: Conditionnement des géniteurs <i>Sander Lucioperca</i>	100
Figure 4. 5: Injection d'extrait hypophysaire par voie non invasive d'une femelle	103
Figure 4. 6: Variabilité du poids chez les géniteurs males de <i>Sander Lucioperca</i>	107
Figure 4. 7: Variabilité de la taille chez les géniteurs males de <i>Sander Lucioperca</i>	108
Figure 4. 8: Variabilité du poids chez les géniteurs femelles des deux lots de <i>Sander Lucioperca</i>	109
Figure 4. 9: Variabilité de la taille chez les géniteurs femelles des deux lots de <i>S. Lucioperca</i>	110
Figure 4. 10: Corrélations entre le poids et la tailles des géniteurs des deux lots, A et B, de <i>S. Lucioperca</i> males. (°) : INM. (x) : INV.....	111
Figure 4. 11: Variations de la production de laitance chez les males de <i>S. Lucioperca</i>	111
Figure 4. 12: Variabilités des quantités massiques de frai chez les géniteurs de <i>S. Lucioperca</i> des deux lots A et B.....	112
Figure 4. 13: Variabilités des quantités volumétriques de frai chez les deux lots de <i>S. Lucioperca</i> , A et B.	113
Figure 4. 14: Variabilité du nombre d'œufs par ml de frais obtenus chez <i>S. Lucioperca</i> des deux lots, A et B.....	114
Figure 4. 15: Indices gonado-somatiques chez les géniteurs de <i>S. Lucioperca</i> des deux lots, A et B.....	115
Figure 4. 16: Variabilité du taux d'éclosion des œufs chez <i>S. Lucioperca</i> des deux lots A et B.....	116
Figure 4. 17: Variabilité du taux d'éclosion des œufs chez <i>S. Lucioperca</i> des lots A et B.....	117
Tableau 1. 1: Composition alimentaire des filets de <i>C. gariepinus</i> [1].....	42
Tableau 3. 1: Variations du poids chez les lots de géniteurs males de <i>Clarias gariepinus</i>	78
Tableau 3. 2: Analyse des différences entre les poids des géniteurs avec un intervalle de confiance à 95% (Fisher)	79
Tableau 3. 3 : Variations de la taille chez les lots de géniteurs males de <i>Clarias gariepinus</i>	80

Tableau 3. 4: Variations du poids chez les lots de géniteurs femelles de <i>Clarias gariepinus</i>	80
Tableau 3. 5: Variations de la taille chez les lots de géniteurs femelles de <i>Clarias gariepinus</i>	81
Tableau 3. 6: Analyse des différences entre les tailles des géniteurs avec un intervalle de confiance à 95% (Fisher)	82
Tableau 3. 7: Données relatives à la production de laitance chez les males de <i>C. gariepinus</i> induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).....	84
Tableau 3. 8: Données relatives à la quantité massique de frai chez les femelles de <i>C. gariepinus</i> induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).	85
Tableau 3. 9 : Comparaisons multiples par paires suivant la procédure de Dunn de la production massique du frai chez les géniteurs femelles de <i>C. gariepinus</i> sous l'effet de l'hCG et de la FSH.....	86
Tableau 3. 10: Données relatives à la quantité volumétrique de frai chez les femelles de <i>C. gariepinus</i> induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).	87
Tableau 3. 11 : Comparaisons multiples par paires suivant la procédure de Dunn de la production volumétrique du frai chez les géniteurs femelles de <i>C. gariepinus</i> sous l'effet de l'hCG et de la FSH.....	87
Tableau 3. 12: Données relatives au nombre d'œufs dans chaque frai chez les femelles de <i>C. gariepinus</i> induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).	88
Tableau 3. 13: Comparaisons multiples par paires suivant la procédure de Dunn du nombre d'œufs par ml de chaque frai chez les géniteurs femelles de <i>C. gariepinus</i> sous l'effet de l'hCG et de la FSH.	89
Tableau 3. 14: Données relatives aux taux de fécondation des œufs chez les femelles de <i>C. gariepinus</i> induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).	90
Tableau 3. 15: Comparaisons multiples par paires suivant la procédure de Dunn du taux d'éclosion des œufs chez les géniteurs femelles de <i>C. gariepinus</i> sous l'effet de l'hCG et de la FSH.	91
Tableau 3. 16: Données relatives aux taux d'éclosions des œufs chez les femelles de <i>C. gariepinus</i> induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).	91
Tableau 3. 17: Comparaisons multiples par paires suivant la procédure de Dunn du taux d'éclosion des œufs chez les géniteurs femelles de <i>C. gariepinus</i> sous l'effet de l'hCG et de la FSH.	92

Tableau 3. 18: Taux différentiels en pourcentage entre la fécondation et l'éclosion du frai obtenu sous hCG (HA1 à HA3) et sous FSH (FA1 à FA3) chez <i>C. gariepinus</i>	93
Tableau 4. 1: Données biométriques des géniteurs de <i>S. Lucioperca</i>	101
Tableau 4. 2: Variations du poids chez les lots de géniteurs males de <i>Sander Lucioperca</i>	106
Tableau 4. 3: Variations de la taille chez les lots de géniteurs males de <i>Sander Lucioperca</i>	107
Tableau 4. 4: Variations du poids chez les lots de géniteurs femelles de <i>Sander Lucioperca</i>	108
Tableau 4. 5: Variations de la taille chez les lots de géniteurs femelles de <i>Sander Lucioperca</i>	109
Tableau 4. 6: Données relatives à la production de laitance chez les males de <i>S. Lucioperca</i>	111
Tableau 4. 7: Données relatives à la quantité massique de frai obtenus par induction INM et INV chez les femelles de <i>S. Lucioperca</i>	112
Tableau 4. 8: Données relatives à la quantité volumétrique de frai chez les femelles de <i>S. Lucioperca</i> induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).	113
Tableau 4. 9: Données relatives au nombre d'œufs des frais des deux lots, A et B, de <i>S. Lucioperca</i>	114
Tableau 4. 10: Indices gonado-somatiques des femelles des lots A et B de <i>S. Lucioperca</i>	115
Tableau 4. 11: Données relatives aux taux de fécondation des œufs chez <i>S. Lucioperca</i> des deux lots, A et B.....	116
Tableau 4. 12:Données relatives aux taux d'éclosions des œufs de <i>S. Lucioperca</i> des lots, A et B	117
Tableau 4. 13: Matrice de Pearson des facteurs de reproduction de <i>S. Lucioperca</i> , par voie intramusculaire (A) et invasive (B).....	118

INTRODUCTION GENERALE

L'aquaculture est un dynamique secteur dans la production d'aliment à fortes teneurs en protéines. Elle englobe plusieurs types d'élevages, algues, mollusques, crustacés et poissons destinés à la consommation humaine. Face à une croissance démographique galopante, elle est devenue un secteur clé pour combler le déficit en produits de la pêche dans le monde. Elle représente actuellement une composante socio- économique majeure dans le commerce mondial et la finance internationale.

L'aquaculture c'est aussi une plus-value quand elle est intégrée à l'agriculture. En raison de la richesse des eaux en matières organiques et en oligoéléments induite par la présence des poissons, les agriculteurs utilisent l'eau d'élevage comme source de fertilisation et d'irrigation pour augmenter leur productivité agricole. De plus ils bénéficient d'une production en poisson pour couvrir leurs besoins alimentaires et assurer l'approvisionnement des marchés locaux.

Successivement durant les années 1985, 1986, 1988, 2000, 2004, 2005, diverses opérations de peuplement et de repeuplement par diverses espèces allochtones ont été réalisées dans les différents hydrosystèmes continentaux d'Algérie. Ainsi, barrages, lacs et retenues collinaires ont étéensemencés en poissons phytophages, zoophages, et carnassiers dans le but d'occuper les niveaux trophiques non exploitées par les espèces déjà en place (Barbeau et carpe commune), et de transformer la biomasse des plans d'eau en protéines animales de haute qualité.

Dans cette optique, l'aquaculture continentale est devenue un secteur en pleine expansion en raison des mesures incitatives prises par le Ministère de la Pêche et des Ressource Halieutiques (MPRH). Ainsi, diverses espèces *Sander Lucioperca*, *Cyprinus carpio carpio*, *Aristichthys nobilis*, *Hypophthalmichthys molitrix* et *Ctenopharyngodon idella* sont importées de Hongrie. Les effectifs sont de 22 millions d'alevins durant la phase 1985-1986 et 14 millions d'alevins en 2001 pour repeupler plus de 50 plans d'eau douce incluant barrages, lacs et retenues collinaires [8] ; [9] ; [10]. Entre 2002 et 2006, au total 57 540 alevins d'*Oreochromis niloticus* sont importés d'Egypte pour développer la Tilapiculture en zones semi-

aride et aride [10] ; [11]. Les poissons introduits sont généralement opportunistes et s'adaptent aux conditions du milieu parfois au détriment de leurs conditions optimales de croissance et de reproduction [12]. Parmi les cyprinidés introduit les omnivores sont ceux qui s'adaptent le plus facilement aux changements des ressources disponibles provoqués par la transformation de l'habitat [15], tandis que les piscivores sont affectés par les fluctuations du stock de proies due à la modification continue de la surface de l'habitat disponible [16].

Concernant les poissons introduits dans les barrages, retenues collinaires et certaines fermes aquacoles du Sud Algérien, dont nous citerons le *Clarias gariepinus* et le *Silurus glanis*, aucune indication sur les effectifs de peuplement ou de repeuplement n'est donnée par les services de la pêche. Cependant, ces introductions de poissons permettent l'équilibre trophique de ces écosystèmes tout en assurant des rendements en poisson important. La valeur marchande et alimentaires des poissons pêchés se caractérise par des taux élevés atteignant 20% en protéines chez *Sander Lucioperca*, *Clarias gariepinus* et *Silurus glanis*.

Toutefois, face à ces multiples opérations de peuplements et repeuplements, plusieurs études sur la biodiversité des hydrosystèmes en Algérie ont suivi nous citerons :

La faune zoo planctonique, rotifères, cladocères, copépodes et ostracodes d'Algérie [13] ; [107],

L'ichtyo faune, la microfaune benthique et le zooplancton des hydro systèmes du Hoggar et du Tassili [18] ; [19] ; [12],

Les poissons des eaux continentales d'Algérie [16] ; [17] ; [17] ; [10] ; [11];[18];[19][20];[21];[22];[23];[24] ;[25] ;[26] ;[27] ;

La biodiversité, la diversité des cladocères et la diagnose piscicole dans trois barrages Harreza, Ghrib et Sidi M'Hamed Ben Taïba dans la région de Ain Defla [25] ; [28].

Concernant la reproduction artificielle des poissons en Algérie, on ne retrouve que de rares travaux. Les premières expérimentations en Algérie ont été réalisées sur les Cyprinidés dans la station piscicole de Harreza [26] ; [9] ; [27] ; [10]. D'autres

travaux sur *Sander Lucioperca* ont concerné des techniques de reproduction semi-contrôlées et artificielles [28] ; [29] ; [30] ; [31] ; [10] ; [17] ; Signalons aussi quelques travaux sur la reproduction contrôlée du *Black-Bass Micropterus salmoides* [15] et sur la reproduction artificielle du *Clarias gariepinus* [32]. Effectivement, beaucoup de travaux ont été menés dans ce sens afin de mieux cerner la reproduction des espèces en question. En ce qui concerne le sandre nous citerons les travaux de Rukera et al. (2005) qui porte sur les essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. Depuis environ une décennie l'élevage du *Clarias gariepinus* est devenu intensif grâce aux techniques de stimulation et d'alimentation artificielle et en particulier aux recherches sur la biologie de cette espèce se sont intensifiés (3,5,13,16). A partir de 1998(8 ,9,10) on peut dire que les techniques de base pour la reproduction artificielle ce sont améliorées ce qui a permis le développement de la pisciculture semi intensive puis intensive .Micha en 1970,devellopa cet élevage à Liege,Ducarne en 1987 développe son élevage intensif à Piscimeuse .La production intensive de cette espèce à fort potentiel commerciale développé en Europe grâce aux centrales thermiques électriques géothermales.(Pays bas 3000 t, Hongrie 1500t).

Dans cette optique, l'objectif de notre travail est d'identifier la meilleure voie d'induction chez *Sander Lucioperca* et la substance hormonale la plus efficace chez *Clarias gariepinus* .

Dans ce travail de recherche, nous avons fixé pour objectifs, la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus* et de *Sander Lucioperca* à travers de nouveaux protocoles d'induction hormonale jamais réalisés. Pour cela les protocoles adoptés consistent à induire des lots de géniteurs de *C. gariepinus* par la FSH et l'hCG alors que pour *S. Lucioperca* les voies non invasives et intramusculaires sont expérimentées. Diverses techniques ont été élaborées et expérimentées pour ajuster cette induction hormonale artificielle afin d'aboutir à la méthode la plus efficace de stimulation, de fécondation, d'incubation et d'éclosion. Un programme spécifique d'alimentation naturelle et artificielle et un traitement prophylactique a été appliqué dans le but d'assurer un maximum de survie larvaire [38].

Ainsi, le choix d'un tel thème de recherche, sur les différentes techniques de reproduction artificielle de ces deux espèces, s'impose afin de stimuler le développement de la pisciculture continentale en Algérie. Cette optique est d'autant plus intéressante car la biologie de la reproduction chez *Sander Lucioperca* et *Clarias gariepinus* n'a pas encore livré tous ses secrets et de nouvelles possibilités sont encore à explorer.

CHAPITRE 1

BIO-ÉCOLOGIE DES ESPÈCES

1.1 Bioécologie de *Clarias gariepinus* (burchell ,1822)

Clarias gariepinus ou poisson-chat Africain est une espèce rustique très appréciée en aquaculture grâce à sa résistance aux maladies, sa faible exigence par rapport à la qualité de l'eau, la rapidité de sa croissance, et aussi pour les qualités gustatives de sa chair. Dans le monde, un intérêt particulier est accordé à la reproduction induite de cette espèce afin d'améliorer les taux de fécondation, d'éclosion et de survie des larves et alevins [41].

L'élevage du *Clarias gariepinus* existe en Algérie particulièrement dans les wilayas de Ghardaïa et d'Illizi. Cependant, son élevage reste de type extensif avec des rendements limités en raison du très faible taux de survie des larves, et de la méconnaissance des nouveaux pisciculteurs locaux vis-à-vis des principes sur la biologie et les exigences techniques de la reproduction de cette espèce. En effet, la reproduction naturelle de ce poisson est parfois inhibée en raison de facteurs environnementaux ce qui impose le recours aux techniques hormonales afin de stimuler sa reproduction et de préserver cette espèce.

1.1.1 Position systématique

Les suliriformes ou poisson-chat représentent près du tiers des poissons d'eau douce avec 34 familles (dont deux fossiles) comportant 437 genres et plus de 2700 espèces en majorité d'eaux douce et /ou saumâtres [42]. La classification suivante est rapportée par divers auteurs ; [43]. La position systématique de *Clarias gariepinus* est la suivante :

- Règne : Animalia
- Embranchement : Chordata (cordés)
- Sous-Embranchement : Vertebrata (vertébrés)
- Super-Classe : Osteichthyes (poisson osseux)
- Classe : Actinopterygii (poisson épineux ; à nageoires rayonnées)

- Sous-Classe : Neopterygii (neopterigien)
- Infra-Classe : Teleostei
- Super-Ordre : Ostariophysii
- Ordre: Siluridea (Silures poisson-chat)
- Famille : Clariidae Bonaparte, 1846 (poissons à respiration aérienne)
- Genre : *Clarias* Scopoli, 1777 (poisson chat qui marche)
- Espèce : *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)

1.1.2 Caractéristiques morphologiques

C. gariepinus peut atteindre une taille maximale de 70 cm à 150 cm [51] ; et un poids de plus de 7kg [5] ; son corps est cinq à neuf fois plus long que haut [5] en forme de cylindre allongé ; Couleur allant du noir assez prononcé au brun clair, souvent avec des taches aux nuances vert olive et grises ; partie inférieure de la tête et de l'abdomen blanches ; nageoires à extrémités rougeoyantes surtout au moment du frai [45] ; ; tête grosse orientée vers le bas , solide et complètement encaissée ; nageoire dorsale composée de 61 à 75 rayons et la nageoire anale entre 45 et 60 [47] ; nageoires dorsale et anale extrêmement longues à rayons mous pouvant atteindre la nageoire caudale [48], absence de nageoire adipeuse ; nageoire pectorale est pourvue d'aiguillons utilisées pour se défendre ou marcher sur le fond des pièces d'eau [47] ; absence d'écailles ; peau recouverte de mucus [5].

D'autre part, la bouche large permet au poisson de prendre une grande variété de nourriture, depuis le minuscule zooplancton aux poissons, ou d'aspirer le benthos du fond [113]. La mâchoire présente de nombreuses séries de dents fines et une série de dents longues sur la cloison vomérienne, et huit barbillons dont leur principale fonction est la détection des proies. Le plus long de ces barbillons peut mesurer trois fois la longueur de la tête et des petits yeux latéraux [5].

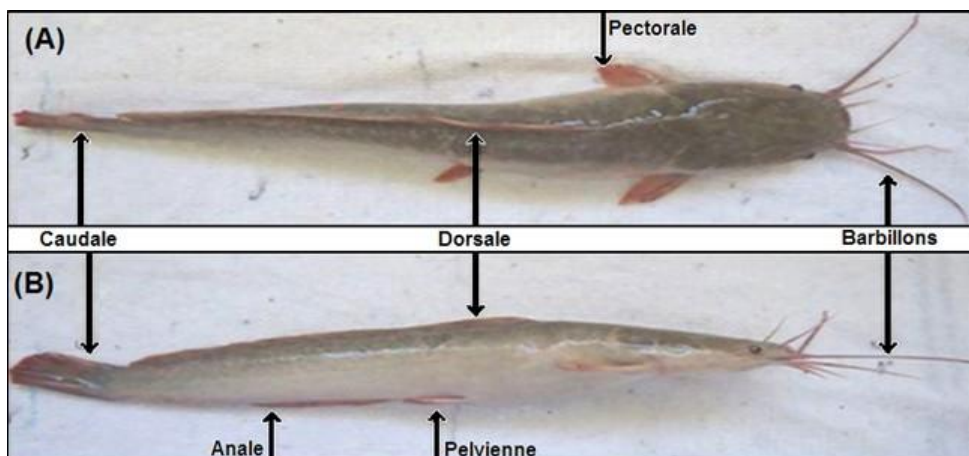


Figure 1. 1 : Nageoires chez *Clarias gariepinus*. (A) Vue dorsale (B) Vue latérale[5].

1.1.3. Distribution géographique

Clarias gariepinus, une des plus importantes espèces de poisson-chat tropicale pour l'aquaculture, présente une distribution presque Panafricaine, du Nil à l'Afrique de l'ouest, et de l'Algérie à l'Afrique australe. L'espèce se reproduit aussi en Asie Mineure, en Syrie et au Sud de la Turquie (De Graaf et Janssen, 1996). En Algérie on retrouve *C.gariepinus* dans les régions des Zibans, Tolga, Biskra, dans l'Oued Righ près de Touggourt, au niveau de Merdjadja, Temacine et Sidi Bouhania, au Tassili N'Ajjer, à Iherir, à Tadjeradjer, dans l'Oued Tikhannalt, l'Oued Torat et l'Oued Iszien [5].

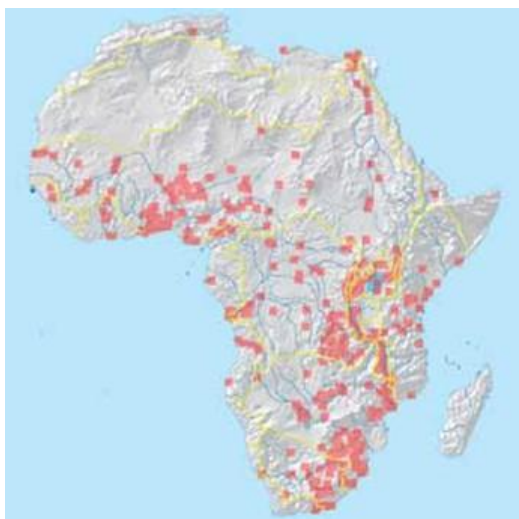


Figure 1. 2 : Répartition géographique de *Clarias gariepinus* en Afrique [112]

1.1.4. Exigence écologiques

C. gariepinus vit dans une très large gamme d'eaux continentales, dans les eaux calmes telles que les lacs, mares, marécages, rivières et plaines inondées. On le retrouve également dans les cours d'eau rapides, dans les lacs turbides et peu profonds ainsi que dans les lacs clairs et profonds. Il peut survivre dans la boue pendant la saison sèche grâce à ses organes respiratoires secondaires [49].

Son importante aire de répartition et son intérêt en aquaculture s'explique entre autres par ses faibles exigences écologiques et sa capacité à survivre dans une large gamme de valeurs physico-chimiques. Il respire efficacement l'air atmosphérique en utilisant son organe supra branchial, son épithélium branchial et éventuellement sa peau. Il présente une forte résistance à la dessiccation. Il est capable pour garder sa peau humide, de sécréter un mucus ou de creuser un trou ou un terrier grossier dans un substrat boueux lors de sécheresse. Il tolère facilement les eaux turbides et les densités élevées. [50] indique qu'en conditions d'élevage à forte densité (jusqu'à 500 kg de poisson/m³) le stress est remarquablement réduit.

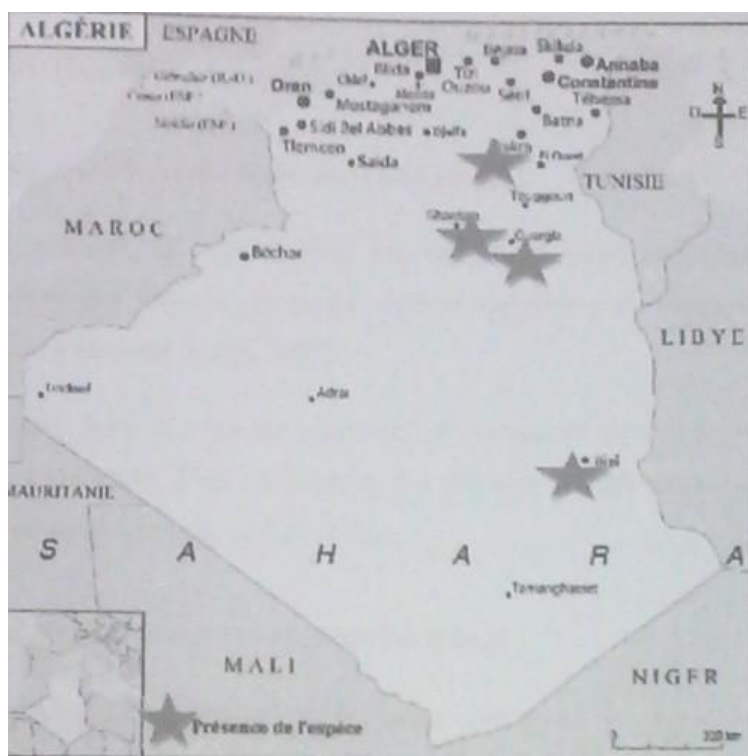


Figure 1. 3: Répartition de *Clarias gariepinus* en Algérie

1.1.5. Aspects généraux de l'aquaculture en Algérie

Les siluridés font l'objet d'une culture traditionnelle dans de nombreux pays à travers le monde. *C. gariepinus* est l'une des espèces les mieux adaptées à la pisciculture en milieu rural. En Afrique elle a été considérée comme une espèce prometteuse par son taux de croissance élevé, sa bonne résistance aux manipulations, au stress et aux maladies et à l'appréciation de sa chair.

On observe un intérêt croissant pour sa culture. Cependant, la production issue des captures en milieu naturel en 2001 représentait 39.867 tonnes, alors que l'aquaculture n'en produisait que 6.942 tonnes. Des conditions de température appropriées représentent le facteur le plus important pour sa culture, particulièrement lors de la période de croissance en bassins. L'élevage de *Clarias*, en grossissement en bassins extérieurs, n'est dès lors rendu possible dans certains pays européens que durant la période estivale. Il est cependant possible d'assurer son élevage toute l'année en circuit fermé (ex : Université de Wageningen, Pays-Bas) ou en récupérant les eaux chaudes des tours de refroidissement de centrales nucléaires (ex : Piscimeuse, Belgique).

Les caractéristiques qui font que *C. gariepinus* soit un excellent candidat pour la pisciculture intensive sont multiples. Les géniteurs produisent de grandes quantités d'œufs et de sperme toute l'année. Ce poisson accepte une grande variété d'aliments artificiels bon marché, supporte des densités élevées en conditions d'élevage et tolère même de mauvaises conditions environnementales.

Sa capacité à survivre hors de l'eau pendant de longues périodes en fait un poisson de choix pour son élevage dans les zones arides ou semi-arides d'Algérie. Notons aussi qu'il existe d'autres variétés de *Clarias* acclimatées aux hautes altitudes et aux faibles températures, telles que celles qui prévalent au Rwanda [51].

1.1.6. Production mondiale de *Clarias gariepinus*

Clarias gariepinus fait partie des poissons les plus indiqués pour la pisciculture Africaine en raison de sa croissance rapide, sa résistance au stress et aux manipulations, à son appréciation pour la consommation et les rituels dans beaucoup de régions [51]. En 2010, la production mondiale de *Clarias gariepinus* a

atteint 190 861 tonnes [112]. Les premiers essais d'élevage de *C. gariepinus* en Afrique ont été effectués par [114]. Au milieu des années 1970, quelques travaux ont concerné cette espèce, et depuis, de nombreuses recherches ont porté sur les divers aspects de son élevage engendrant des rendements de plus de 40 Tonnes/ha [52].

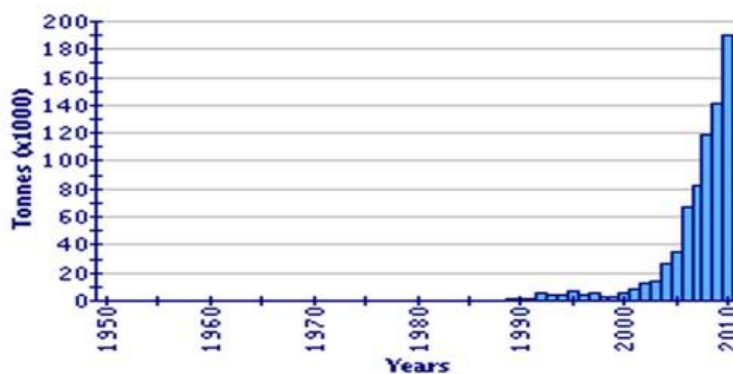


Figure 1. 4 : Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* [112]

Le Nigeria est de loin le plus grand producteur de poisson-chat. On retrouve des élevages en Syrie, Égypte, Kenya, Cameroun, Mali, Ouganda, Afrique du Sud, Brésil, Chine, Thaïlande, Hongrie, Hollande et Belgique, [112]. En Algérie, l'élevage de *C. gariepinus* est encore à un stade que nous qualifions de primaire.



Figure 1. 5: Principaux pays producteurs de *Clarias gariepinus* [112]

1.1.7. Régime alimentaire

La reproduction nécessite assez d'énergie que l'animal obtient de sa nourriture. Le développement et la maturation des gonades n'ont pas lieu chez les poissons amaigris car ne disposant pas des réserves mobilisables suffisantes [40]. Ainsi, les besoins métaboliques sont couverts par l'alimentation qui est le premier facteur de régulation de la gamétogenèse [40] ; [12]. Si l'on veut obtenir des femelles de *C. gariepinus* matures durant toute l'année une nourriture abondante doit être distribuée [12]. *C. gariepinus* est omnivore à tendance carnassière. Cette caractéristique des Clariidae l'a conduit à être utilisé comme prédateur associé dans les élevages de Tilapias [53]. *Clarias gariepinus* a des habitudes alimentaires nocturnes [54] avec un régime omnivore. Le régime alimentaire de l'adulte est essentiellement ichtyophage et les Tilapias constituent la plus par de temps la majeure partie de sa ration. Il est fort intéressant de noter la coïncidence de présence de silure et de cichlides dans certains points d'eau sahariens. Les jeunes sont planctophages [5]. Cette espèce a une habitude d'alimentation nocturne [55].

Sa bouche large lui permet de prendre une grande variété de nourriture depuis des organismes minuscules du zooplancton jusqu' aux petits poissons. Il est capable d'aspirer le benthos du fond de déchiqueter des animaux morts au moyen des petites dents maxillaires et d'avaler des proies telles que des poissons entiers [113]. *C. gariepinus* se nourrit plus facilement d'organismes benthiques qui se déplacent relativement lentement. Cependant, il peut attaquer des proies plus rapides comme les poissons et peut le faire seul ou en groupe en ayant recours à de véritables tactiques de chasse [56].

Les poissons chat-africains se nourrissent normalement sur le fond mais leur habitude alimentaire peut évoluer et s'adapter en fonction de leur environnement. À l'occasion, ils filtrent leur nourriture à la surface de l'eau et on leur reconnaît quatre modes d'alimentation : butinage individuel, pelletage individuel, alimentation à la surface et alimentation en groupe. L'adoption de l'un ou l'autre de ces modes d'alimentation dépend de la disponibilité en nourriture [55].

1.1.7.1. Température

Chez les poïkilothermes, la température du milieu ambiant est déterminante. Elle intervient sur l'activité générale notamment sur l'activité alimentaire. Les températures anormalement basses diminuent l'appétit et les potentialités de capture. Lorsque les réserves graisseuses sont épuisées, les gonades fournissent les métabolites permettant aux animaux de survivre. La température a un effet direct, et la gamétogenèse ne s'effectue que dans une gamme déterminée de température [40].

Chez *C. gariepinus*, la ponte ne se produit que lorsque la température de l'eau est supérieure à 18°C, généralement à 22°C ou 25°C (Fig.1.5). En éclosion, la ponte peut être provoquée tout au long de l'année chez *C. gariepinus* quand la température est maintenue constante à 25°C. Cependant, une température plus élevée (30°C) conduit à une augmentation de la production d'ovocytes atresiques dans l'ovaire ainsi qu'à la régression des testicules [13].

1.1.7.2. Reproduction naturelle de *Clarias gariepinus*

C. gariepinus devient mature au cours de la première année d'existence à un poids de 200g et une longueur totale de 240 à 280 mm. Dans certaines zones, la maturité est atteinte durant la deuxième année, à une longueur totale de 340 mm. En conditions d'élevage, mâles et femelles sont capables de se reproduire dès l'âge de 7 ou 8 mois [113].

La reproduction chez le *Clarias* est liée à la maturation saisonnière des gonades [49]. Dans la plupart des pays africains, le cycle de la reproduction de *Clarias gariepinus* survient au début de la saison des pluies. Le stimulus final du frai semble être associé à la montée des eaux et à l'inondation des zones marginales. Les femelles pondent de 60 000 à 150 000 ovules/kg du poids corporel.

1.1.7.3. Prédation et cannibalisme

Le cannibalisme est un phénomène fréquent en aquaculture. Il est défini comme étant « Acte de tuer et de consommer la totalité ou une partie d'un individu appartenant à sa propre espèce, et ce quel que soit son stade de développement ». On reconnaît deux types de cannibalisme :

- Cannibalisme de type I, lorsque la taille de la proie est grande par rapport à celle du prédateur (la proie est alors consommée de la queue vers la tête),
- Cannibalisme de type II, qui progressivement remplace le premier, lorsque la taille de la proie est suffisante pour qu'elle soit totalement phagocytée.

Le cannibalisme peut être provoqué ou augmenté par toute une série de facteurs biotiques et abiotiques qui peuvent être classés dans une des deux catégories, génétique ou comportementale, cette seconde catégorie étant principalement contrôlée par les facteurs environnementaux limitant.

Le principal caractère génétique influençant le cannibalisme est l'hétérogénéité de taille au sein d'une cohorte. Le comportement cannibale de *C. gariepinus* commence d'autant plutôt que ses populations sont hétérogènes en taille.

Le cannibalisme est donc à la fois une cause et un effet de cette hétérogénéité de taille. Les facteurs environnementaux sont multiples et incluent l'accès à une source alternative de nourriture et la probabilité de capturer des proies, la qualité nutritionnelle de l'aliment ou des proies et la densité de stockage qui peut intensifier ou au contraire réduire le cannibalisme.

De nombreux autres facteurs environnementaux tels que l'accès à un refuge, la transparence de l'eau, l'intensité lumineuse, la fréquence à laquelle la nourriture est distribuée et la fréquence avec laquelle les proies alternatives sont présentées influencent de même ce comportement cannibale.

Les effets des principaux facteurs intrinsèques et environnementaux qui affectent le cannibalisme chez *C. gariepinus* proposent une série d'études préliminaires sous des conditions expérimentales susceptibles d'induire le cannibalisme afin de déterminer les habitudes cannibales inconnues d'une nouvelle espèce potentiellement intéressante pour l'aquaculture et ainsi d'être à même d'atténuer ce comportement.

Une série de précautions à prendre afin de minimiser le cannibalisme chez les larves et les juvéniles de *C. gariepinus* : nourrir à satiété toutes les 2 heures en distribuant la nourriture de manière uniforme sur toute la surface d'eau et compléter l'aliment avec de la nourriture vivante (d'abord avec des Artémia,

ensuite avec des Daphnies). La taille des particules de nourriture doit être optimisée (2,2 % de la longueur totale du poisson).

Les larves doivent être élevées sous de faibles intensités lumineuses (< 30 lux), à une densité de stockage de 150 larves par litre. Selon [52], le cannibalisme peut être minimisé en triant régulièrement les juvéniles par classe de taille, en retirant les cannibales et en évitant de sélectionner comme reproducteurs les individus à croissance trop rapide (cannibales), cela favoriserait la sélection de ce trait comportemental.

1.1.7.4. Qualité alimentaire de la chair de *Clarias gariepinus*

La composition du filet de *C. gariepinus* (Tab.1.1) présente un excellent taux en protéine (18-21%), différents acides aminés et un faible taux en lipides (2-4%) constitué notamment d'acides polyinsaturés. Cette chair contribue à la lutte contre les maladies cardiovasculaires [1].



Figure 1. 6: Composition alimentaire des filets de *C.gariepinus* [1]

Élément	Filet sans peau
Eau (%)	75-80
Protéines (%)	18-21
Lipides (%)	2-4
Minéraux (%)	0,5-1,5
Energie (KJ/g)	4-6
Calcium (mg/kg)	200
Phosphore (mg/kg)	2000

Fer (mg/kg)	10
Sodium (mg/kg)	1000
Potassium (mg/kg)	3000
Vitamine A (mg/kg)	0,4
Vitamine B1 (mg/kg)	0,5
Vitamine B2 (mg/kg)	2,5

Tableau 1. 1: Composition alimentaire des filets de *C. gariepinus* [1]

1.2. Bio-écologie de *Sander Lucioperca* (Linnaeus, 1758)

Par le passé, l'élevage intensif de *Sander Lucioperca* était freiné en raison des divers facteurs d'investissement comme la construction des infrastructures des fermes piscicoles et des écloséries, du prix de l'aliment, des médicaments et des hormones utilisés. Avec l'inflation, le prix de revient du kg de poisson augmentait ce qui a freiné son élevage [33], [34].

Actuellement en Europe, le prix de revient du Kg de sandre est 6 à 7 fois plus élevé que celui des Cyprinidés. Ainsi durant la dernière décennie, la valeur marchande de *Sander Lucioperca* a significativement augmenté en raison d'une demande accrue sur le marché et cela a stimulé la pisciculture en eau douce. Ainsi, l'élevage du sandre s'est développé sensiblement et sa reproduction se fait artificiellement avec des techniques nouvelles d'induction. On administre également un aliment naturel (rotifères, ciliés, larves de copépodes) pour les stades larvaires du poisson pendant les deux premières semaines pour passer progressivement à un aliment artificiel riche en protéines.

Selon [41], en polyculture dans les retenues collinaires et barrages, l'introduction du sandre est basée sur 3 principes :

- Ce poisson élimine les autres espèces de poissons utilisant la même niche écologique,
- Son prix très élevé (très peu d'arrêtes, très pauvre en graisses, taux de protéines très élevé 20%),
- Permet un repeuplement des plans d'eau grâce à sa bonne reproduction naturelle. En Algérie le sandre est très apprécié en particulier pour sa chaire fine contenant peu d'arrêtes, et son goût raffiné. Cette espèce est considérée

en fait comme le merlan d'eau douce. Sa reproduction se fait naturellement avec un faible taux de survie en raison de divers facteurs naturels : fluctuation de la température, manque d'aliment naturel, manque de frayères naturelles, sécheresse, cannibalisme, prédation chez les larves et alevins, bactérioses, saprolegnoses et autres pathologies.

1.2.1 Position Systématique

Le nom sandre émane de l'allemand Zander lui-même dérive du nom Zahn qui signifie «dent» faisant référence aux deux premières canines prééminentes chez l'espèce [33]. La famille Percidae est composée de 9 genres et 233 espèces que l'on retrouve dans les eaux douces et saumâtres. Selon [42], il existe six ancêtres communs qui sont la perche fluviale *Perca fluviatilis*, le sandre de la Volga *Sander vulgensis*, *Gymnocephalus schraetser*, *Gymnocephalus cernus*, *Gymnocephalus baloni* et *Zingel streber*. Sa position taxonomique est la suivante :

- Règne : Animalia Embranchement : Chordata Classe : Actynopterygia
- Sous-Classe : Neopterygia
- Ordre : Perciformes
- Sous-Ordre : Percoidei
- Famille : Percidae
- Genre : *Sander*
- Espèce : *Sander Lucioperca* (Linnaeus, 1758)
- Synonymes : = *Stizostedion Lucioperca* (Linnaeus, 1758) = *Lucioperca Lucioperca* (Linnaeus, 1758) = *Sander Lucioperca* (Linnaeus, 1758)
- Noms vernaculaires : Français : Sandre ; Anglais : Pickerperch ; Allemand : Zander

1.2.1.1. Diagnose de l'ordre des perciformes

Cet ordre rassemble 18 Sous-ordres et 64 familles et regroupe les espèces qui présentent une évolution constante occupant les eaux douces et saumâtres. Les espèces de cet ordre présentent les caractéristiques suivantes : Présence de deux

nageoires dorsales ou la première est garnie d'un nombre considérable d'épines ; nageoire caudale en moyenne à 17 épines ; nageoires ventrales disposées en dessous et parfois en avant du ventre ; corps couvert d'écaillés de type Cycloïde à bord émoussé et surface lisse, Cténoïde à bord libre et hargneux et de type Ganoïde en forme de bouclier et d'écusson ; Absence des os orbithosténoïdes et mésocoracoïdes au niveau du crâne ; Absence de l'appareil de Veiber ; disposition des nageoires pectorales et ventrales et faite de sorte que les os du bassin se trouvent directement liés à ceux du thorax ; Absence des épines intramusculaires ; Emplacement des sacs olfactifs sur le télencéphale du cerveau. Les Perciformes se rencontrent en Asie de l'ouest, en Europe et en Amérique du nord. Ils sont caractérisés par la présence des dents de scie au niveau des opercules, la première nageoire dorsale étant parfois reliée à la deuxième [35].

1.2.1.2. Principales caractéristiques du sous ordre des percoides

Le sous-ordre des percidés regroupe 34 familles dont la plupart sont des poissons marins (océan pacifique, océan indien), le reste occupe les eaux douces tempérées et tropicales. Les spécimens du Sous-ordre des Percoides sont caractérisés par des os maxillaires qui sont liées avec les prés maxillaires. On note l'absence des os œsophagiens et les côtes sont courtes n'arrivant pas à couvrir et protéger la vessie natatoire et le ventre.

1.2.1.3. Principales caractéristiques de la famille Percidae

Cette famille regroupe 12 genres avec environ 90 espèces qui sont toutes d'eau douce. Les espèces de ce genre préfèrent les eaux rhéophiles, dans leur ensemble elles sont des carnivores à concupiscence élevée envers les proies vivantes, présentent un corps allongé, une tête plus ou moins volumineuse, possédant deux nageoires dorsales distinctes, séparées par un intervalle très court, ou la première est soutenues par 13-15 rayons épineux, la seconde est molle. Deux sortes de dents aux mâchoires, 120 à 150 écaillés sur la ligne latérale qui se prolonge jusqu'à la nageoire caudale.

1.2.2. Caractéristiques morphologiques

La diagnose du genre *Sander* (Synonymes = *Lucioperca* ; = *Stizostedion*) comporte les caractères à la fois du Brochet (*Exos lucius*) et de la perche (*Perca fluviatilis*). Comme son nom l'indique, cette espèce possède les caractéristiques du brochet (*lucio*) et de la perche (*perca*) : Corps fusiforme plus élancé que celui de la perche, lui conférant des capacités de nage rapide ; écailles cténoïdes assez petites, très rugueuses et adhérentes possèdent un bord dentelé ; museau allongé ; yeux grands positionnés assez antérieurement ; bouche largement fendue à mâchoires puissantes ; présence, en plus des dents effilées, de 4 dents caniniformes plus au moins développées selon l'âge.

Opercule présentant une pointe postérieure ; deux grandes nageoires dorsales, la première comporte une quinzaine de rayons épineux alors que la deuxième est exclusivement constituée de rayons mous ; nageoires caudale et pectorale de grande taille de couleur jaune pâle lui conférant une grande puissance de nage et une bonne manœuvrabilité.

- a) Taille : La taille courante de capture varie entre 30 et 60 cm pour un poids 2 à 3 kg mais certains spécimens peuvent mesurer jusqu'à 1,30 m pour un poids de 15 kg environ.
- b) Coloration : La robe est généralement peu colorée. Le dos est gris-vert à gris-brun et noir. Les flancs sont plus clairs et présentent 8 à 12 bandes transversales sombres. Le corps est globalement blanchâtre sous la ligne latérale assez peu arquée. Les nageoires dorsales et la caudale sont ponctués de noir. Lors de la reproduction, le mâle est plus sombre que la femelle.
- c) Longévité : Le sandre vit généralement de 10 à 15 ans, au maximum 20 ans.

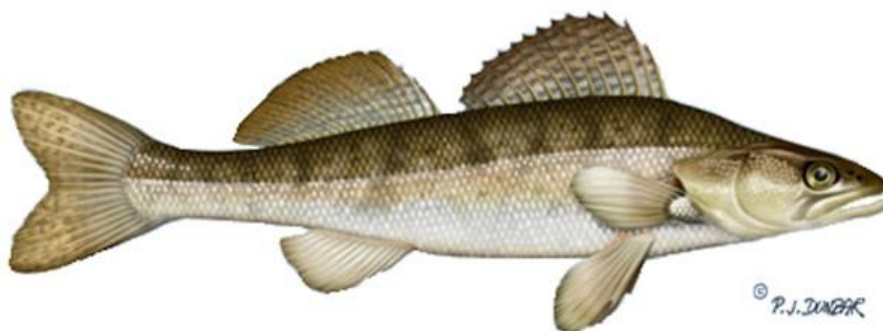


Figure 1. 7: *Sander Lucioperca* (Percidae) [112]

1.2.2.1. Régime alimentaire

Le sandre est un prédateur presque exclusivement piscivore dès qu'il dépasse la taille de 7 à 8 cm. Ces yeux sont adaptés à la chasse durant les périodes de faible luminosité (crépuscule). Il chasse en groupe et a une prédilection pour les jeunes Cyprinidés (barbeau, ablette, gardon, rotengle, brème etc.), mais il exerce aussi une prédation sur les petites perches et les jeunes sandres.

1.2.2.2. Croissance et reproduction en conditions naturelles

Contrairement à d'autres espèces d'élevages comme les Cyprinidés, le sandre est un poisson Phyto-Lytophyle Goubier J. (1975). Sa reproduction ne dépend pas uniquement de la température exprimée en degrés jours, mais elle est tributaire d'autres facteurs comme l'alimentation, la lumière et le climat qui régulent sa reproduction. Chez cette espèce on ne peut pas déterminer la période de ponte. Par rapport aux autres espèces, elle se différencie par le décalage de l'ovulation entre individus d'un lot homogène et cet état de fait est constaté même en cas de reproduction artificielle [36]. [37] ont examinés des sujets de 90cm dépassant les 16 ans et des géniteurs issus de trois plans d'eau différents juste avant la ponte (nombres d'œufs par femelle). Ces auteurs indiquent qu'il existe une corrélation positive entre le poids, la longueur, et l'âge.

Cependant, le sandre devient mature à l'âge de 3-4 ans en Europe, exceptionnellement à partir de 2 ans à une taille supérieure à 30 cm. En Algérie et compte tenu de son métabolisme très accru du fait de conditions climatiques favorables, la femelle arrive à maturité à 24-28 mois. Le mâle est un peu plus

précoce soit vers 18 à 24 mois [31]. La période de reproduction est comprise entre avril et août en Europe dès que la température de l'eau atteint 14-16°C.

En Algérie elle se déroule entre les mois de mars à avril à l'Ouest, en avril au centre et à l'est. Habituellement la reproduction en Algérie débute au moment de la floraison du pécher et de l'abricotier, quand la température augmente et persiste à 14°-17°C. À cette période, le dimorphisme sexuel est très prononcé et le mâle change de couleur avec un ventre gros et mou [31]. Les sandres fraient par couple et la fécondité relativement élevée avec une ponte d'environ 200 000 œufs par kg de poids femelles [39]. La ponte se fait généralement à une profondeur optimale entre 0,5 et 2m sur des racines de plantes ou d'arbres, sur des pierres ou gravier.

Le mâle choisit et prépare un nid de 1m² où la terre est ferme et riche en végétation avec des obstacles naturels. Il commence à nettoyer la frayère, pendant ce temps la femelle demeure passive. Cependant le mâle de temps à autre vient se frotter à la femelle afin qu'elle achève l'ovogenèse et pour déclencher la ponte. La danse nuptiale commence au moment où la femelle ovule et élabore des phéromones de reproduction [30].

Le cycle ovarien est plus long que chez les cyprinidés. Le développement normal de l'ovogenèse nécessite une baisse sensible de la température à partir du mois d'octobre jusqu'au mois de janvier (10°-12°C) puis une augmentation progressive en février, mars et avril [6] Dans les régions chaudes l'ovogenèse est inhibée en hiver, par contre elle continue si la température chute et va rester à un stade dormant jusqu'à l'ovulation. Ainsi, la température de l'ovogenèse peut varier de 12 à 22°C [40].

La femelle pond en moyenne 150.000 à 200.000 œufs de diamètre de 1,0 à 1,5mm. Après fécondation, les œufs se déposent et s'accrochent sur toute la frayère. Le mâle garde les œufs en les oxygénant par des mouvements de nageoires [38]. À 15°C, l'éclosion a lieu après 5 jours et à 20°C elle se fait 2,8 jours. Chez le sandre la fécondation en conditions naturelles peut atteindre 85% à 95%. À la naissance, les larves sont apigmentées, transparentes, de 5 à 6 mm de longueur et nagent en mouvements verticaux en forme de flamme de bougie [8].

1.2.2.3. Synthèse de données sur la reproduction du sandre

Le sandre est mature vers 3-4 ans, exceptionnellement à partir de 2ans ce qui correspond à une taille supérieur à 30cm. Les caractéristiques principales de cette espèce sont les suivantes [6] :

- Maturité : Mâle 2 ans ; Femelle 2-3 ans
- Longueur des géniteurs mature : Mâle 25 à 30 cm ; Femelle 30 à 40 cm
- Nombre d'œufs par kg de poids : femelle 200 000
- Diamètre des œufs : Sec 0,6 mm ; Humide 1,0 à 1,5 mm
- Nombre d'œufs dans 1 kg sec : 1,5 à 2 millions
- Nombre d'œufs dans 1kg humide 1 à 1, millions
- Embryogenèse : 6 à10jours
- Larve résorption de la vésicule vitelline : 5 à 9 jours, l'alimentation 5 à 6mm
Première alimentation (Taille) : 50 à 150 µm
- Longueur d'une larve à 30 jours : 25 à 50 mm
- Aliment consommé à 30 jours : 1 à 10 mm

CHAPITRE 2

ENDOCRINOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LES TELEOSTEENS

2.1. Mécanismes de la reproduction

Les processus de reproduction sont sous le contrôle de l'axe Cerveau-Hypophyse- Gonades depuis la perception de stimuli ambiant jusqu'à la libération des gamètes [35] (Fig.2.1). L'action neurale prédomine au début pour être remplacée ensuite par l'action hormonale. La réception de stimuli de l'environnement, tels que la photopériode, température et précipitation, relève du système nerveux et comporte le passage de l'information, des récepteurs sensoriels vers le cerveau.

Dans l'hypothalamus, l'information détermine l'activité hypophysaire par des messagers chimiques appelés hormones libérantes ou Releasing Homones qui incitent l'hypophyse à libérer dans la circulation sanguine une hormone dont l'organe cible est la gonade. Cette hormone est la Gonadotropine Releasing Hormone (GnRH) qui assure le développement et la régulation de l'axe reproducteur. Ainsi, la fonction gonadique et la fonction de reproduction sont dépendantes des régulations issues du système nerveux central.

Dans l'hypothalamus, les réseaux neuroendocrines agissent de manière coordonnée pour réguler la fonction hypophysaire qui intègre les informations d'origine hypo- thalamique et qui passe le relais sous forme de sécrétion des gonadotrophines FSH et LH. Ces gonadotrophines hypophysaires jouent donc un rôle essentiel dans le contrôle des activités endocrines et gamétogénétiques des gonades. Les stéroïdes sexuels sont responsables de la maturation des gamètes. La transition entre l'information neurale et le contrôle hormonal se produit à l'interface hypothalamus-hypophyse [57] ;[58]

2.2. L'hypothalamus

Chez tous les Vertébrés, l'hypothalamus, situé à la base du cerveau, apparaît comme le centre d'intégration et de régulation de nombreuses fonctions vitales pour l'organisme. Il intègre aussi les informations issues du milieu extérieur et transmises par le système nerveux et il contrôle notamment le fonctionnement de l'hypophyse.

Les particularités anatomiques et physiologiques de l'hypothalamus hypophysiotrope des vertébrés inférieurs ont été revues par [59]. Les régions de l'hypothalamus qui contrôlent l'activité gonadotrope correspondent au Noyau Préoptique (NPO) et au Noyau Latéral du Tuber (NLT). Ces noyaux sont constitués par les corps cellulaires de cellules neurosécrétrices qui élaborent des neurohormones libérées au niveau des extrémités axonales. Chez les téléostéens il est actuellement bien établi que les axones des cellules neurosécrétrices, qui constituent la neurohypophyse, atteignent directement la Pars Distalis de l'hypophyse et que leurs extrémités axonales sont susceptibles d'effectuer des connections synaptiques directes avec les cellules gonadotropes [115].

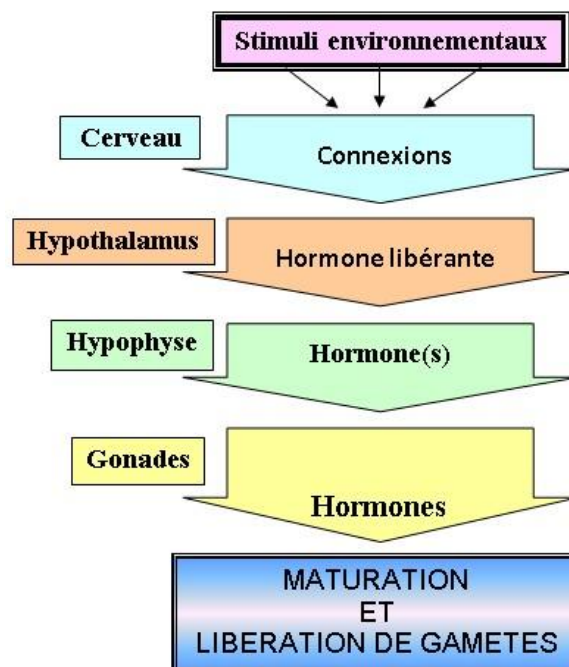


Figure 2. 1: L'axe Hypothalamus-Hypophyse-Gonade

La substance libérée par les cellules neurosécrétrices et qui a une action stimulante sur la sécrétion des gonadotrophines s'appelle hormone libérante ou Gonadotropin Releasing Hormone (GnRH). Ce facteur hypothalamique a d'abord été mis en évidence et partiellement caractérisé chez la carpe *Cyprinus carpio* par [60], [61] et [62].

La structure primaire du GnRH de saumon chum, déterminée par [60], est celle d'un décapeptide qui ne diffère du GnRH des Mammifères que par deux substitutions d'acides aminés en positions 7 et 8. Compte tenu des propriétés

immunologiques observées, la structure du GnRH de certains autres Téléostéens est certainement très proche, sinon identique, notamment chez le poisson rouge *Carassius auratus* et chez la truite arc-enciel *Salmo gairdneri* (Breton et al., 1984) [67] chez le « milkfish » *Chanos chanos* et chez le mullet *Mugil cephalus* [60].

Des observations immuno-histochimiques réalisées chez le poisson rouge [76] et chez le poisson-chat africain *Clarias gariepinus*, [115] suggèrent que la présence du GnRH ne se limiterait pas seulement à l'hypothalamus, mais intéresserait aussi d'autres régions du cerveau peut-être elles-mêmes impliquées dans le contrôle de la fonction gonadotrope. Par ailleurs, d'autres travaux suggèrent en outre l'existence, chez les poissons, d'un facteur hypothalamique, le Gonadotropin Release Inhibitory Factor (GRIF), inhibiteur de la libération des gonadotrophines par l'hypophyse, facteur qui pourrait être la dopamine dont l'activité GRIF a été démontrée.

2.3. L'organe pinéal

L'hypothalamus n'est pas le seul régulateur nerveux de la fonction gonadotrope. Un autre organe du système nerveux central, l'organe pinéal ou épiphyse (une extension du diencéphale située sous la calotte crânienne) pourrait participer au contrôle de la sécrétion des gonadotrophines chez les téléostéens. L'épiphyse est un organe à la fois sensoriel contenant des cellules photosensibles, et endocrine, étant le principal site de production de la mélatonine dont on a suggéré le rôle antigonadotrope [63] ; [70].

L'implication de l'organe pinéal dans la régulation de la reproduction des poissons n'est pas clairement établie et dépend vraisemblablement de la spécificité de chaque espèce. Son influence sur la fonction gonadotrope pourrait s'exercer par l'intermédiaire de l'hypothalamus [64].

2.4. L'hypophyse

L'hypophyse, également appelé glande pituitaire, est située sur la face inférieure du cerveau, exactement sous l'hypothalamus avec lequel elle est reliée par un conduit nommé infundibulum. La partie du crâne où se trouve logée la glande pituitaire est désignée sous le nom de selle turque.

L'origine embryologique de l'hypophyse des vertébrés est double. Le composant épithélial, dérivé de la cavité buccale embryonnaire, est appelé adénohypophyse. Outre l'hormone gonadotrope, l'adénohypophyse élabore la somatotrophine (hormone de croissance), la corticotrophine, la prolactine, la thyrotrope et l'hormone stimulant les mélanocytes.

Anatomiquement, l'adénohypophyse peut se subdiviser en une Pars Distalis rostrale, une pars distalis proximale et une pars Intermedia. Un composant d'origine neurale, la neurohypophyse, unit l'adénohypophyse à la base du cerveau et est formé en grande partie de fibres axonales de neurones dont les corps cellulaires sont situés dans l'hypothalamus. Ce tissu nerveux présente de nombreuses ramifications avec l'adénohypophyse, en particulier dans la pars Intermedia. La présence de ce cœur neural est à l'origine de la notion que l'hypophyse est un organe «dualiste».

Les neurones hypothalamiques, dont les axones constituent la neurohypophyse, sont appelées cellules neurosécrétrices. Elles répondent à un signal électrique du cerveau en libérant un messager chimique au terminal de l'axone, comblant de cette manière le vide entre l'information neurale et hormonale. Leurs corps cellulaires forment plusieurs groupes distincts ou «noyaux» dans l'hypothalamus, lesquels peuvent se distinguer tant par leur anatomie que par leurs affinités tinctoriales [57].

Dans l'organisation de l'hypophyse et sa vascularisation (Fig.2.2), dans la partie antérieure (à gauche de la figure), le sang pénètre dans la glande par l'artère hypophysaire, continue vers le plexus longitudinal primaire entre la neurohypophyse et l'adénohypophyse et de là à l'adénohypophyse par la voie du plexus secondaire. Il est alors recueilli dans un réseau veineux superficiel et ressort par la veine hypophysaire.

Un groupe de cellules gonadotropes apparaît dans l'adénohypophyse, ces cellules libèrent la gonadotrophine dans le plexus secondaire lorsque stimulées par des hormones libérantes. Provenant des axones de cellules nerveuses du Nucleus Lateralis Tuberculi [59] ; [65].

2.5. Les gonades

En plus de leur rôle dans la gamétogenèse, les gonades sont aussi des glandes endocrines possédant des cellules, identifiées par leurs caractéristiques ultrastructurales et histochimiques, responsables de l'élaboration d'hormones sexuelles stéroïdes [66]. Les stéroïdes sexuels, dont la production est sous contrôle de l'hypophyse, interviennent dans la régulation de la gamétogenèse et des cycles reproducteurs en agissant sur la différenciation des gamètes et en contrôlant l'activité de certains organes comme le foie et le développement des caractères sexuels secondaires.

2.6. La GnRH dans l'axe hypothalamo-hypophysogonadique des téléostéens

Comme chez les vertébrés, chez les téléostéens la GnRH constitue l'élément majeur du contrôle de l'axe hypothalamo-hypophysogonadique (Fig.2.3). C'est une neurohormone d'origine peptique synthétisée par des neurones localisés au niveau de l'hypo- thalamus. Contrairement aux tétrapodes où la GnRH accède à l'hypophyse via le système porte hypothalamo-hypophysaire de l'éminence médiane, chez les téléostéens les neurones à GnRH innervent directement les cellules gonadotropes hypophysaires.

C'est à ce niveau que la GnRH est libérée et se fixe sur des récepteurs spécifiques à sept domaines transmembranaires (GnRH-R) stimulant ainsi la biosynthèse et la libération des hormones gonadotropes FSH et LH. Ces hormones sont libérées dans la circulation générale et agissent sur les gonades en se fixant sur des récepteurs spécifiques. À ce niveau, elles régulent la gamétogenèse d'une part mais également la synthèse et la sécrétion des peptides gonadiques (inhibine, activine, follistatine) et des hormones stéroïdes (androgènes, œstrogènes, progestérone).

Chez les téléostéens et selon l'espèce, deux ou trois variants de la GnRH sont co- exprimés (Powell et al. 1994) [75][76]. Ces variants sont codés par des gènes distincts, résultats probables de la duplication d'un gène ancestral au cours de l'évolution [77]. Ils s'expriment dans des régions cérébrales différentes et présentent des fonctions spécifiques.

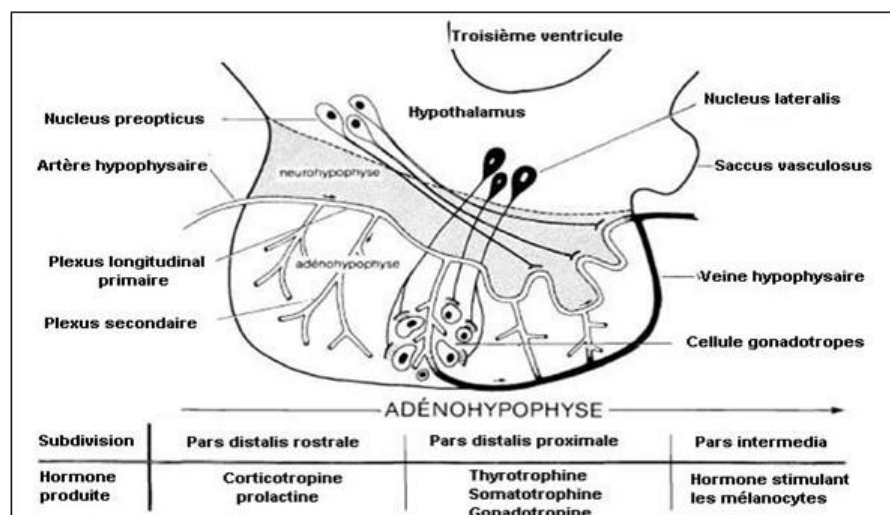


Figure 2. 2: Vascularisation de l'hypophyse des téléostéens [57]

Ces hormones stéroïdes sont aussi capables, comme chez les vertébrés supérieurs, de réguler l'activité de l'hypophyse, et donc de leur propre sécrétion, en exerçant une rétroaction positive ou négative sur l'activité du complexe hypothalamo-hypophysaire [67] ; [61] ; [68] ; [69] ; [70]. Leur action au niveau des centres nerveux supérieurs intervient également dans le contrôle du comportement sexuel [71].

Enfin, certains de leurs dérivés naturels, notamment les stéroïdes glucuro-conjugués, peuvent présenter une activité Pheromonale [72]. Les stéroïdes sexuels ne constituent cependant pas le seul type de production endocrine de la gonade. L'ovaire est aussi le siège occasionnel de la synthèse de médiateurs à action locale comme les prostaglandines [73]. De plus des facteurs testiculaires non stéroïdiens capables de moduler l'activité de l'hypophyse existent sans doute chez la truite [74].

Ainsi la GnRH de type 1 correspond aux variants de la GnRH localisés principalement dans l'hypothalamus. Ce type 1 est impliqué dans la fonction hypophysiotrope. La GnRH de type 2 correspond à l'unique variant cGnRH-II. Elle est présente chez tous les vertébrés et s'exprime à la frontière entre le diencephale et le mésencéphale. Son rôle est moins connu même si des fonctions dans le comportement sexuel [78] et dans la modulation de la fonction pinéale lui sont attribuées [3].

Présente uniquement chez les téléostéens, la GnRH de type 3 correspond à la forme sGnRH. La fonction et la distribution neuro-anatomique de la GnRH-3 varie suivant les espèces. Ainsi chez les espèces à deux variants de GnRH, cette forme remplit la fonction hypophysiotrope et s'exprime au niveau du nerf terminal, du télencéphale et de l'hypothalamus (Kobayashi et al. 1997) ; (Steven et al. 2003,). En revanche, chez les espèces à trois variants de GnRH, la GnRH-3 s'exprime principalement au niveau du nerf terminal. Dans ce cas, la GnRH-3 apparaît moins impliquée dans la fonction hypophysiotrope et pourrait avoir un rôle dans le comportement sexuel [79] et l'olfaction [80].

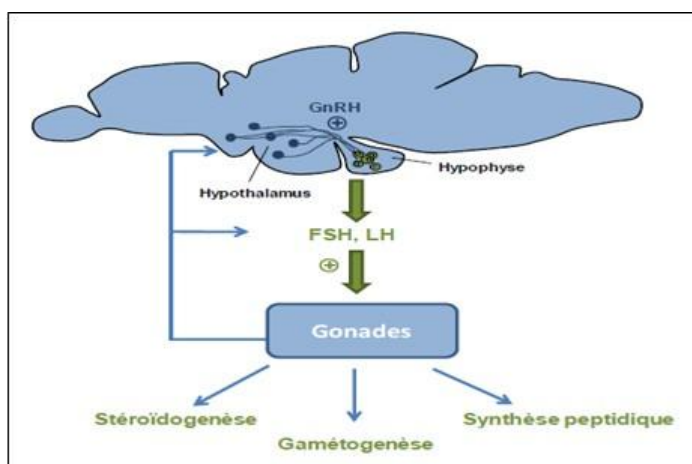


Figure 2. 3: GnRH et axe hypothalamo-hypophysio-gonadique chez les téléostéens (Harvey et hoar, 1980)

La reproduction, chez les téléostéens comme chez les autres vertébrés, est un phénomène cyclique contrôlé à la fois par un rythme physiologique interne et par les variations saisonnières de l'environnement. Chez la plupart des animaux, la reproduction précède plus ou moins, selon les caractéristiques spécifiques du développement, une période où les facteurs du milieu (en particulier la disponibilité de la nourriture) sont les plus favorables à la survie des jeunes et donc à la pérennité de l'espèce [81]. Chez les téléostéens, les mécanismes impliqués dans la chronologie des cycles reproducteurs, en liaison avec les biotopes très divers dans lesquels ils vivent, sont très variés et prêtent peu à une généralisation [81].

De plus, comme le suggère Scott (1979), cette chronologie est certainement le résultat d'un compromis subtil qui intègre de nombreux paramètres de l'environnement. L'influence des variations saisonnières très marquées de la température et de la photo- période apparaît néanmoins prépondérante chez les

espèces vivant en régions tempérées, pour lesquelles la reproduction est généralement limitée à une courte période de l'année.

Dans les régions tropicales et équatoriales, où ces facteurs varient moins, certaines espèces ont une reproduction apparemment continue. Pour les espèces présentant une cyclicité annuelle, le moment de la reproduction est souvent lié aux pluies ou aux crues, mais la nature exacte du stimulus perçu reste dans ce cas mal définie [59];[71].

La réalisation des phases finales de la gamétogenèse et du frai peut aussi dépendre de la présence dans le milieu de stimuli spécifiques plus ponctuels (ex : substrat de ponte). Les facteurs de stress peuvent jouer un rôle important en particulier pour les espèces d'élevage. Les manipulations, la captivité ou le confinement peuvent en effet bloquer différentes phases de la gamétogenèse ou agir sur la fécondité ou la qualité des gamètes [54]. Les facteurs sociaux, par la perception de différents stimuli sensoriels d'origine visuelle, sonore, phéromonale etc., ont aussi une grande influence sur la reproduction, en particulier pour le frai [48 ; 83].

2.8. Facteurs hormonaux

L'utilisation d'hormones exogènes telles que la HCG et la FSH-LH ainsi que les stéroïdes sexuels permettent le contrôle des gonades par la stimulation des poissons en situation de captivité [64]. Les hormones hypophysaires spécifiques aux poissons sont substituées par la HCG dans la ponte de poissons d'élevage [84] ; [85], et on attribue généralement son succès à une activité ressemblant à celle de la LH [86].

Seule ou combinée avec le Synahorin (un extrait d'hypophyse de mammifères), la HCG s'avère efficace et économique pour provoquer la ponte chez les principales carpes indiennes [86] ; [87], le mulot cabot (*Mugil cephalus*) [88] et les carpes chinoises *Aristichthys nobilis* et *Hypophthalmichthys molitrix* [89].

L'HCG est aussi efficace quand elle est administrée en même temps qu'un extrait d'hypophyse homo ou hétéro- plastique. Sans cette addition, les cas de réussites sont rares bien que [93] et [94] signalent l'ovulation dans des conditions

expérimentales chez les principales carpes chinoises et chez le poisson-chat *Clarias macrocephalus*.

[95] rapportent une ponte naturelle chez le mullet en réponse à une dose d'amorce de 20 UI/ g, suivie 24 heures plus tard d'une injection de 40 UI/ g. Grâce à l'introduction de la décapeptide synthétique LH-RH (hormone libérant l'hormone lutéinisante), il a été possible d'intervenir dans le processus endocrinien à un stade précédant celui de l'application de la gonadotrophine elle-même, nommément à l'interface hypothalamus- hypophyse.

Concernant la biosynthèse des stéroïdes sexuels 17- α -20 β Pg dans l'enveloppe folliculaire, il est probable qu'ils soient stimulés par la gonadotrophine, endogène ou exogène, déclenchant par la suite la maturation finale des ovules. Les œstrogènes, ayant un rôle aux stades antérieurs du développement ovocytaire et la vitellogenèse, ne semblent pas être impliqués dans les stades de maturation qui suivent. Les rapports d'une induction d'ovulation réussie par stéroïdes sexuels sont toutefois très rares [57].

2.9. Gamétogenèse

Le développement des ovocytes dans les gonades (ovules ou œufs, spermatozoïdes ou sperme) est un processus long et complexe où plusieurs stades ou phases peuvent être différenciés. La production de gamètes mâles et femelles chez les percidés et les siluridés passe par deux processus distincts, la spermatogenèse et l'ovogenèse :

2.9.1. Spermatogenèse

Elle correspond à la transformation des cellules germinales diploïdes en cellules souches dites spermatogonies, puis en cellules germinales haploïdes plus différenciées et mobiles ou spermatozoïdes. L'ensemble des processus qui aboutissent à la formation des gamètes mâles se fait en plusieurs étapes :

- Une phase de multiplication goniale qui se traduit par une augmentation du volume des testicules et qui aboutit aux spermatogonies diploïdes de type B [96] ; [74].

- Une phase de spermatogenèse durant laquelle les spermatogonies subissent la méiose, et les spermatides se différencient en spermatozoïdes.
- Une phase de spermiation durant laquelle les spermatozoïdes différenciés se détachent des cellules de soutien (cellules de Sertoli) pour aboutir dans la lumière du tube séminifère. L'éjaculation permet leur évacuation vers l'extérieur à travers le canal déférent.

2.9.2. Ovogenèse et vitellogenèse

Comparable à celui des autres vertébrés [67], le déroulement de l'ovogenèse des poissons n'est pas encore connu avec précision, mais la prolifération ovogoniale, à l'inverse des vertébrés, se déroule continuellement tant que dure la vie sexuelle de la femelle [79]. L'ovogenèse n'est pas entièrement sous le contrôle des gonadotrophines. De même, la prolifération ovogoniale et la différenciation des follicules ovariens ne sont pas sous la dépendance des facteurs hypophysaires. Par contre, la vitellogenèse est tributaire de ces facteurs (Fig.2.4, 2.5). Les cellules ciblées semblent être les cellules thécales de l'enveloppe folliculaire.

L'ovogénèse et la spermatogenèse sont sous le contrôle des stéroïdes sexuels. Les œstrogènes sont en partie responsables de la vitellogenèse. La tyrosine favorise la maturation ovocytaire, par une action synergique avec les gonadotrophines. Les ovogonies donnent naissance aux ovocytes qui sont des cellules germinales ayant subi le début de méiose, à cette activité s'ajoute celle des cellules somatiques, qui participent au développement des ovocytes, elles constituent les enveloppes folliculaires [57].

D'après [64] les cellules somatiques se différencient pour former près de l'ovocyte une partie interne glandulaire la Granulosa, séparée de l'ovocyte par une partie non cellulaire nommée Zone Pellucide, et enfin une thèque externe qui enveloppe la structure et qui se développe à partir des tissus conjonctifs avoisinants.

Cette étape est suivie par la phase vitellogenèse au cours de laquelle les réserves nutritives du futur embryon vont s'accumuler dans l'œuf sous deux formes

: Les vitellins et les granules vitellins [97]. Les éléments chimiques nécessaires à cette synthèse ont deux origines [74 ; 79] :

- Endogène par remaniement du cytoplasme de l'ovocyte,
- Exogène par incorporation à l'œuf d'un apport d'éléments nutritifs de la nature protéique et d'origine hépatique.

Une fois la vitellogenèse achevée, la maturation ovocytaire a lieu et la méiose reprend son itinéraire (on parle de première division méiotique et de l'émission du 1er globule polaire). Cette phase débute par la migration de la vésicule germinative du centre de l'ovocyte vers la périphérie et se termine par la rupture de cette même vésicule, qui disparaît au voisinage du micropyle de l'ovocyte, alors que le vitellus est translucide. A ce stade, l'ovocyte est dit mature. En dernier lieu, survient l'ovulation et l'ovocyte est expulsé et les cellules de la thèque folliculaire se différencient en muscle lisse. Au moment où se produit l'ovulation, l'ovocyte est en métaphase de deuxième division.

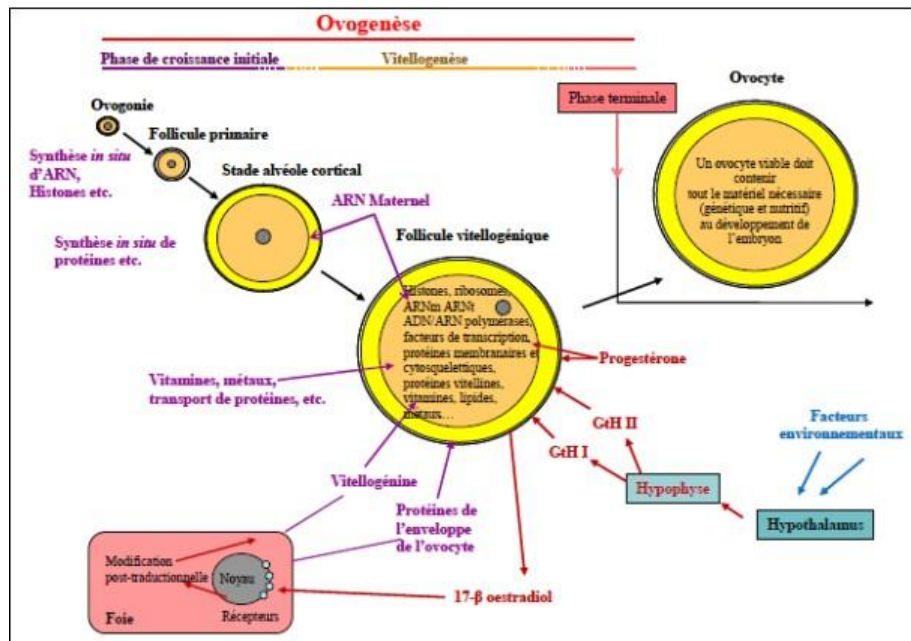


Figure 2. 4: Ovogenèse de l'ovogenie à la production d'un ovocyte viable [6].

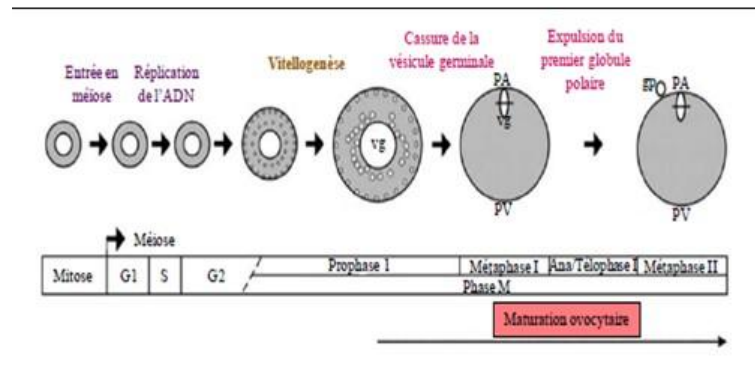


Figure 2. 5: Schémas du développement ovocytaire et de la maturation finale des ovocytes : vg = vésicule germinale ; PA = pôle animal PV = pôle végétatif ; gp = globule polaire [7][6]

2.10. Niveaux d'intervention sur la reproduction des téléostéens

La reproduction chez les vertébrés est contrôlée à la fois par le rythme physiologique interne et les variations environnementales. Chez la plupart des animaux, cette périodicité a une signification adaptative. La reproduction précède une période où les facteurs du milieu, en particulier la disponibilité alimentaire, sont les plus favorables à la survie des jeunes et donc à la pérennité de l'espèce [94 ; 98]. En fait, la reproduction est sous le contrôle de l'axe Cerveau-Hypophyse-Gonade soumis à l'influence du milieu et des relations sociales entre les géniteurs.

En dehors de la reproduction naturelle, [6] selon l'intervention humaine, classifie deux types de reproduction ; semi contrôlée et artificielle. Ces deux catégories ont déjà fait l'objet d'expérimentations en Algérie :

- La reproduction de type semi-contrôlée sur de géniteurs de *Sander Lucioperca* [9] ; [10] ; [31] et de *Clarias gariepinus* par une ponte dans des étangs ou bassin aménagés avec des frayères [32] ; [37].
- La reproduction de type artificielle avec ou sans stimulation hormonale [26] [95] ; [10].

Pour déclencher la reproduction, il faut retenir trois principaux niveaux d'intervention :

- sur l'environnement général du poisson (température, photopériode, frayères),

- sur la production d'hormone gonadotrope hypophysaire par l'injection d'analogues synthétiques de la GNRH,
- sur l'augmentation directe du taux d'hormone gonadotrope hypophysaire (GTH) 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) soit de la FSH-LH sérique (Fig.2.6).

Dans les programmes piscicoles, la maîtrise de la reproduction des espèces ciblées est l'une des conditions de réussite de l'élevage. Pour [96], cette maîtrise nécessite :

- la connaissance du cycle sexuel dans les conditions d'élevages,
- la possibilité d'induire la ponte à volonté une fois l'ovogenèse terminée,
- la possibilité d'étaler la saison de la ponte au cours de l'année.

Ainsi, pour induire artificiellement la maturation sexuelle chez *Clarias gariepinus* et *Sander Lucioperca* il est donc possible d'agir sur les facteurs environnementaux, favoriser les conditions optimales et utiliser les hormones pour une action spécifique au niveau de l'axe hypothalamo-hypophysaire afin d'arriver au stade de ponte, entreprendre les opérations de fécondation, d'embryogenèse, aboutir à l'éclosion des larves et appliquer un régime alimentaire spécifique à chaque stade de développement de chaque espèce.

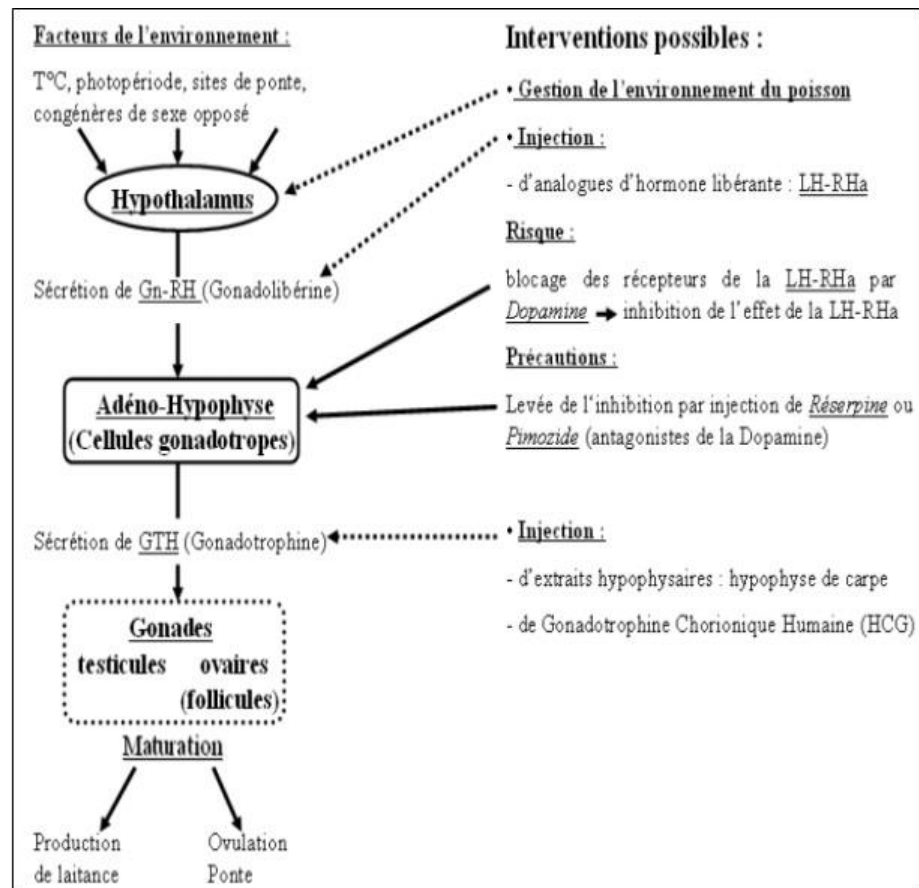


Figure 2. 6: Physiologie de la reproduction chez les poissons. Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons [39].

PARTIE EXPERIMENTALE

PARTIE EXPERIMENTALE
CHAPITRE 3
REPRODUCTION ARTIFICIELLE DE *CLARIAS GARIEPINUS*

3.1 Introduction et Objectifs

Le poisson chat africain, *Clarias gariepinus*, Burchell .

Au cours de la dernière décennie, notre faune piscicole s'est enrichie de plusieurs espèces nobles telles que les cyprinidés et les percidés qui sont exigeants vis-à-vis du biotope dans lequel elles évoluent .En 1971, Micha et de Kimpe souligne l'intérêt d'élever en étangs une espèce très peu exigeante envers le milieu et dans sa chair est très appréciée dans le continent Africain, il s'agit de *Clarias gariepinus*.

Au cours de nos travaux de stimulation hormonale nous avons tenté d'induire la reproduction

En utilisant des hormones placentaires et hypophysaire de poissons ainsi que des stéroïdes synthétiques .Tous ces essais ont été tentés pendant la période optimale de reproduction du *Clarias gariepinus* à savoir au mois de mars.

La gonadotrophine chorionique humaine, à, d'après Pickford et Atz (1957) un effet stimulant sur les gonades des deux sexes d'une variété de poissons.

Dans ce contexte nous nous sommes fixés comme objectif la stimulation du *Clarias gariepinus* avec de la hCG à 500 UI/kg et de FSH-LH à raison de 3mg/kg.

3.2 Matériel et méthodes

3.2.1. Présentation du site d'expérimentations sur *Clarias gariepinus*

Nos expérimentations ont été réalisées dans la ferme piscicole Ezzahra (Fig.3.1) située dans la commune de Hassi L'Fhal, Daïra El Mansaura, Wilaya de Ghardaïa. Elle est distante de 113 km au Sud de la ville de Ghardaïa et à 6 km du centre-ville de Hassi L'Fhal. notre expérimentation s'est déroulée du 8 mars 2013 au 28 mars 2013 ;

Initialement conçue pour l'élevage du Tilapia *Oreochromis niloticus*, la ferme s'étend sur 4 hectares délimités par un mur en béton de 2 m de hauteur. Elle intègre aussi des activités agricoles de cultures maraîchères et de céréales irriguées à partir des bassins de décantations dont l'eau est riche en éléments minéraux et organiques. Elle se compose de diverses infrastructures, bloc de vie, bloc technique, éclosérie en système ouvert, divers bassins en béton et 7 étangs. L'alimentation en eau est assurée par un forage à fort débit.



Figure 3. 1: Bassin en dur de la ferme piscicole Ezzahra à Hassi L'FHal (W. Ghardaïa).

3.2.2. L'éclosérie

Elle s'étend sur une surface clôturée de 1600 m² et comporte 38 bassins :

- 10 bassins de stockage des géniteurs de 50 m³,
- 05 bassins de stabulation de 30 m³,
- 11 bassins de couplage de 20 m³,
- Et 12 bassins de 1,4 m³.

3.2.3. Le Bloc Technique

Sorte de laboratoire (Fig.3.2), c'est un espace de 50m² destiné aux analyses physico- chimiques de l'eau, à diverses expérimentations sur la production de zooplancton (artémia, rotifères, cladocères etc.) et pour le suivi de croissance larvaire.



Figure 3. 2: Côté Laboratoire de la ferme Ezzahra

3.2.4. L'unité de grossissement

Elle est constituée de 07 bassins longitudinaux en géo-membrane, surélevés par rapport au niveau du sol pour une vidange de l'eau par gravité, et divisés en 2 catégories :

04 bassins de pré grossissement (12 m x 8 m x 1,2 m),

03 bassins de grossissement (17 m x 8 m x 1,8 m) (Fig.3.3).

L'unité de grossissement comporte aussi un bassin réservoir (Fig.3.4) dont le fond est recouvert d'un film en géo-membrane, d'une capacité de 28 000 m³ destiné à l'approvisionnement des étangs en eau, et 2 bassins de décantation de 2000 m³ chacun, qui reçoivent toutes les eaux d'élevages destinée à l'irrigation des cultures.



Figure 3. 3: Bassins en géo-membrane de la ferme Ezzahra



Figure 3. 4: Bassin réservoir de la ferme Ezzahra

3.2.5. Unité de fabrication d'aliment

Les équipements de cette unité sont placés dans un espace ouvert de la ferme et très loin de la salle de stockage d'aliment. Elle est constituée d'un broyeur à marteau et d'un mélangeur vertical.

3.2.6. Préparation des géniteurs de *C. gariepinus*

Les géniteurs de *C. gariepinus* proviennent de la ferme Ezzahra. A l'origine pêchés de l'oued Azarif dans la vallée d'Ihrir (W. d'Illizi). Ce site est inclus dans le parc National du Tassili.

3.2.6.1. Régime Alimentaire des géniteurs

Les géniteurs reçoivent un aliment granulé préparé sur site, et ce à raison de 4x par jour, au taux journalier de 5% de la biomasse, et dont la composition est la suivante :

Farine de poisson 30%, tourteau de soja 30%, Mais 39,96%, Huile de soja 0,02%, Complexe minéraux vitaminé 0,01% Phosphate de calcium 0,01%

Les composants sont tamisés selon différentes mailles. Pour obtenir 10 kg d'aliment on mélange 3 kg soja, 3 kg farine de poisson, 4 kg de maïs, 10 g de composé multivitaminé, 20 ml d'une solution de CMV (Complément Minéraux Vitamines), 20 ml d'huile de soja et 8 Litres d'eau. Le mélange des ingrédients constitue une pâte qui pressée puis séchée compose l'aliment granulé (fig.3.5 A et B). Collecte, transport et conditionnement des géniteurs

Les géniteurs sont capturés dans un bassin de grossissement à l'aide d'une seine puis transportés vers les bassins de conditionnement (Fig.3.6) où ils sont stockés, sexes séparés. Le conditionnement des géniteurs est une importante étape d'adaptation à un nouvel environnement avant d'entreprendre toute manipulation expérimentale.



Figure 3. 5: Collecte des géniteurs (A) et leur transfert en bassine (B).

3.2.6.2. Sexage des géniteurs

Les adultes mâles et femelles de *C. gariepinus* sont aisément identifiables en raison du dimorphisme sexuel au niveau des papilles génitales qui sont en forme de fer de lance chez les mâles (Fig.3.7.A) et sont protubérantes et arrondies chez les femelles (Fig.3.7.B).



Figure 3. 6: Bassin de conditionnement des géniteurs

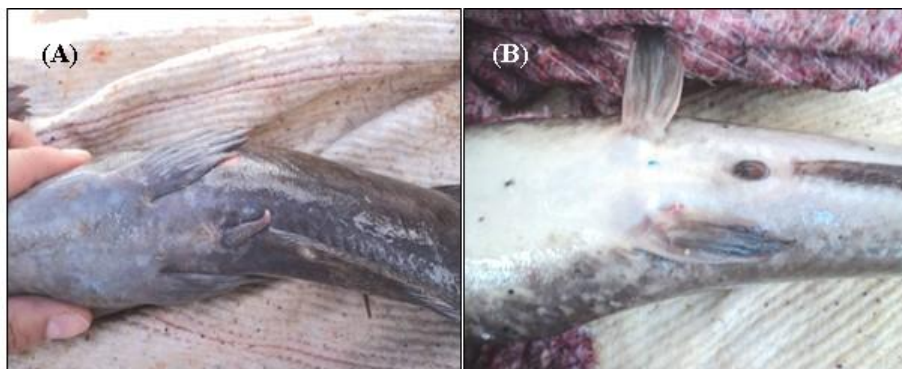


Figure 3. 7: Dimorphisme sexuel chez *C. gariepinus* mâle (A) et femelle (B)

3.2.6.3. Critères de sélection des géniteurs

La sélection des femelles et des mâles repose sur les critères suivants :
 Femelle : Les plus matures présentent un ventre rond, bien gonflé, flasque et mou.
 Mâle : Pour les mâles, il suffit de prendre les plus gros car leurs testicules sont bien développés et pleins de sperme [1].

3.2.6.4. Evaluation de l'état de maturation des femelles

Sur des femelles prêtes à la ponte, les ovocytes sont isolés de l'ovaire grâce à un cathéter. Dans l'ovaire mûr, la majorité des ovocytes (plus 90%) doivent avoir un diamètre supérieur à 1mm. Cette méthode est suggérée pour la sélection des géniteurs en période hors reproduction ou pour sélectionner pour la reproduction de sujets issus de populations jeunes [103].

Quelques ovocytes sont aspirés afin de mesurer leur taille et déterminer leur état de maturation. Un cathéter de 2mm est introduit dans la papille génitale de la femelle par aspiration, grâce à une seringue, quelques ovocytes sont collectés. Leur taille est mesurée sous binoculaire (Grossissement 10 x 2) équipée d'un micromètre. Dans nos observations, 90% des ovocytes avaient une taille moyenne supérieure à 1,5 mm, ce qui correspond au critère de 1,4mm à 1,6 mm indiqué dans la littérature [102].

3.2.6.5. Marquage des géniteurs

Chaque géniteur est marqué par un Tag numéroté en plastique bleu fixé sur la nageoire dorsale (Fig. 3.8).



Figure 3. 8: Marquage d'un géniteur de *Clarias gariepinus*

3.2.6.6. Anesthésie

Les géniteurs sélectionnés sont déposés dans un bain anesthésiant à base d'huile essentielle de clou de girofle (90 % Eugénol) à raison de 0,4 ml pour 10 litres d'eau [104].

3.2.6.7. Conditionnement des géniteurs

Les femelles sélectionnées sont marquées puis introduites dans des raceways de stabulation (4,50 x 0,75 x 0,5 m) préalablement nettoyés et désinfectés à l'eau javellisée (hypochlorite de sodium NaClO). Ils sont équipés d'une pompe d'aération et d'un thermostat pour une durée de 24h pour éviter tout comportement agressif et diminuer le taux de mortalité [102].

3.2.6.8. Induction des femelles

Les femelles matures nécessitent une induction hormonale, afin de provoquer l'ovulation. L'injection hormonale se fait dans le muscle dorsal (Fig.3.9), entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale selon la méthode d'Huet (1970). Environ 2 à 3 cm de la longueur de l'aiguille sont enfoncés dans le muscle dorsal. Lors du retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin d'éviter le refoulement de la solution [102] ; [105].



Figure 3. 9: Injection d'hormone dans le muscle dorsal d'une femelle *C. gariepinus*

3.2.6.9. Temps de latence

Le temps de maturation des ovocytes ou le temps de latence dépend de la température de l'eau dans laquelle sont stockées les femelles. Plus elle sera basse, plus le temps de latence sera long [102]. Pour cela, nous avons pris des mensurations systématiques de la température de l'eau juste après l'injection afin d'estimer la température moyenne.

L'injection en soirée permet de récupérer des femelles matures, prêtes pour le stripping le lendemain matin, soit 11 h plus tard à 25 °C [1], voire 12,5 heures à 25,5 °C après l'injection [106].

3.2.6.10. Prélèvement des testicules et conservation du sperme

3.2.6.10.1. Prélèvement des testicules

Le sperme de *Clarias* ne peut être obtenu que par le sacrifice du mâle [107]. 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 [102].

Dans une 1ère procédure

Le géniteur fait l'objet d'une castration (testiculoectomie) sans pour autant être sacrifié. Après anesthésie et administration d'un myorelaxant à raison de 0,2ml/kg de poids, le mâle est incisé, castré puis suturé (Fig.4.10). Après injection d'un antibiotique (Tétracycline), le géniteur est réintroduit vivant dans un bassin.

Dans une 2ème procédure

Le mâle a été sacrifié en introduisant une aiguille dans la moelle épinière. En l'incisant avec un scalpel stérilisé au préalable, on prend le soin de ne pas perforer les organes (Fig.3.11) et surtout les testicules en épongeant le sang avec des compresses stériles. Nous avons séché et nettoyé les organes génitaux avec du papier absorbant et ensuite éliminé le sang des vaisseaux sanguins présent à la surface des testicules. Les testicules sont alors individualisés et séparés.



Figure 3. 10: Sutures abdominales sur un mâle après testiculo-ectomie.



Figure 3. 11: Prélèvement des testicules de *Clarias gariepinus*

3.2.6.10.2. Prélèvement et conservation du sperme

Chaque testicule est maintenu au-dessus d'une boîte de pétri que l'on a préalablement séchée pour éviter que les spermatozoïdes ne soient activés au contact de l'eau.

Sans eau, les spermatozoïdes demeurent inactifs et peuvent être conservés dans un réfrigérateur pendant au moins 24 heures sans perdre leur capacité de fécondité (Janseen, 1985).

En pressant légèrement et délicatement à l'aide d'une pince le testicule sur sa longueur, nous avons facilité l'écoulement de sperme qui est immédiatement aspiré dans une seringue. Le mâle castré a émis 5 ml de laitance et le mâle sacrifié 3 ml. Pour sa conservation, le sperme est placé au réfrigérateur à +4°C. Il peut aussi être cryoconservé à des températures plus basses (-35°C ou -42°C).



Figure 3. 12: Récolte du sperme d'un testicule de *C. gariepinus*

3.2.6.11. Prélèvement des ovules

Le stripping consiste à la libération massive des ovules par pression manuelle de l'abdomen de sa partie antérieure vers l'orifice anal. Le prélèvement des ovules par ce massage doit être effectué à l'heure déterminée par le temps de latence que l'on a déjà calculé [102]. Avant chaque manipulation de prélèvement des ovules chaque femelle est anesthésiée. Cette opération nécessite l'intervention de deux manipulateurs :

Le premier maintient la tête de la femelle avec la main droite, la tête couverte d'une serpillière imbibée d'eau tout en pratiquant avec la main gauche un massage abdominal orienté de la tête du poisson vers la papille génitale. Le second tient la queue et positionne la cuvette (bien sèche) accueillant les œufs. Dans un premier temps, on aura pressé légèrement le ventre de la femelle juste à l'avant de l'anus pour évacuer l'urine et les excréments avant de nettoyer et de sécher la papille génitale et son pourtour avec du papier absorbant. Avant chaque manipulation de prélèvement des ovules chaque femelle est anesthésiée au Eugenia Cariophyllata à une concentration de 0.4ml/l. Nous avons effectués alors le massage, qui a été doux, surtout dans la partie antérieure du poisson, car il y a risque d'éclatement du foie et de l'ovaire.

3.2.6.12. Fécondation

Nous avons utilisé la méthode sèche qui consiste à mélanger des ovules et la laitance strictement à sec avant d'ajouter ensuite une solution physiologique ou tout simplement de l'eau propre. En effet au contact de l'eau, les ovules gonflent ce qui provoque la fermeture du micropyle empêchant l'entrée des spermatozoïdes et donc la fécondation des ovules.



Figure 3. 13: étape Fécondation (Mélange sperme-ovules)

Pour aboutir à la fécondation des ovules strippés, une qualité suffisante de sperme dilué est délicatement mélangée aux ovules. Généralement, 1 ml suffit pour la fécondation de 20 millions d'ovules.

On agite délicatement et lentement le bol contenant le sperme et les ovules pendant 2 à 3 minutes. Cette opération de fécondation peut être également réalisée avec une plume d'oiseau ou une cuillère en plastique préalablement désinfectée.

On ajoute un volume d'eau physiologique nécessaire pour activer les spermatozoïdes et donc provoquer la fécondation des œufs. On prolonge l'agitation pendant 1 minute, temps au bout duquel les spermatozoïdes ne sont plus actifs, ensuite, on rince les œufs avec de l'eau physiologique en remplissant puis en vidant le bol à plusieurs reprises jusqu'à élimination totale du sperme (Fig.3.15).

L'opération de fécondation terminée, les œufs fécondés sont immédiatement transférés pour incubation dans le bac d'élevage larvaire, mais soumis continuellement à une légère agitation. Ces œufs sont rapidement versés avec précaution de manière aussi uniforme que possible dans l'incubateur pour éviter les chocs et leur entassement. Nous avons aussi expérimenté une méthode en mélangeant simplement les œufs fécondés avec du lait de vache à 2,8% de matière grasse (Fig.3.16).



Figure 3. 14: Mélange du sperme et des ovules à sec



Figure 3. 15: Solution de fécondation (eau physiologique)



Figure 3. 16: Lait de vache utilisé après fécondation

3.2.6.13. Incubation

L'incubation des œufs est réalisée sur des claies déposées dans le bassin d'incubations. L'embryogenèse est évaluée par observation microscopique.

3.2.7. Evaluation de l'effet d'induction de la hCG et de la FSH

L'effet d'induction est évalué par l'appréciation des productions de laitance et de frais ainsi que les taux de fécondation et d'éclosion.

3.2.7.1. Production de laitance

La production de laitance est évaluée par volumétrie. Les quantités produites par chaque male sont quantifiées en ml.

3.2.7.2. Production de Frais

La production de frai obtenu par stripping de chacune des femelles, induites à l'hCG et à la FSH, est évaluée par quantification massique, volumétrique et numérale.

La quantification massique du frai de chaque femelle est faite par pesée, exprimée en gr.

La quantification volumétrique du frai de chaque femelle est faite est estimée en ml.

La quantification numérale est estimée en dénombrant le nombre d'œuf par ml.

3.2.7.3. Taux de fécondations

Les taux de fécondations sont mesurés en dénombrant le nombre d'œufs non embryonnés.

Taux de fécondation (%)= (Nombre d'œufs non embryonnés×100)/Nombre d'œufs total du frai

3.2.7.4. Taux d'éclosions

Les taux d'éclosions sont mesurés en dénombrant les œufs éclos.

Taux d'éclosions (%)= (Nombre d'œufs eclos×100)/Nombre d'œufs fécondés

3.2.8. Traitements des données

L'évaluation porte d'une part sur l'homogénéité des deux lots expérimentaux A et B et est définie par les corrélations biométriques des géniteurs, et d'autre part sur la caractérisation du pouvoir inducteur de l'hCG et de la FSH sur la reproduction de *C. gariepinus* par les tests d'hypothèses paramétrés ou non paramétrés. Deux logiciels sont utilisés dans les calculs statistiques et l'élaboration des droites de régression, il s'agit d'Excel stat version 2009 et R (R Développement Core Team 2010).

3.3 Résultats

3.3.1. – Profils biométriques des géniteurs de *Clarias gariepinus*

Les profils biométriques des mâles et des femelles de *C. gariepinus* sont mis en évidence par les variations du poids et de la taille.

3.3.1.1. – Géniteurs males

Facteur poids : Le poids des géniteurs males ayant été induits à la hCG commerciale (HCG) varie de 1891 gr à 1993 gr et celui à la FSH sérique (FSH) varie de 1896 gr à 1965 gr (tab. 3.1 ; fig.3.17). Une différence significative est observée entre les lots de géniteurs des trois années (ANOVA, $p = 0,001$; tab.3.1 ; fig.3.17).

Tableau 3. 1: Variations du poids chez les lots de géniteurs males de *Clarias gariepinus*

Hormone/Année	Poids des géniteurs (gr)			
	Minimum	Maximum	Moyenne	Écart-type
HA1	1906,000	1993,000	1960,000	34,450
HA2	1913,000	1993,000	1951,500	35,865
HA3	1891,000	1911,000	1899,167	8,159
FA1	1928,000	1964,000	1947,500	13,996
FA2	1932,000	1965,000	1951,000	13,711
FA3	1896,000	1941,000	1919,333	18,801

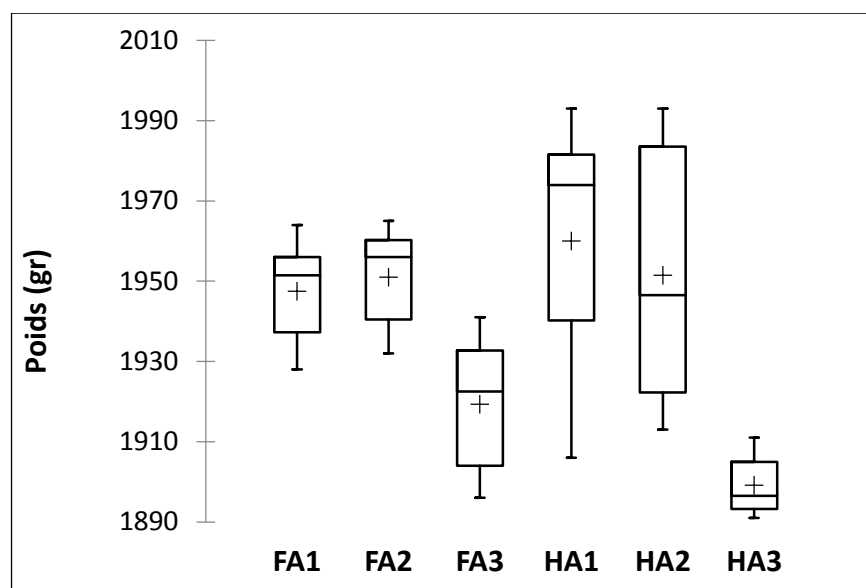


Figure 3. 17: Variabilité du poids chez les géniteurs males de *Clarias gariepinus*

Le test post hoc de Fisher révèle deux groupes homogènes (tab.3.2). Le groupe A est constitué par les géniteurs des deux premières années, alors que le groupe B est constitué uniquement par les géniteurs de la 3^{ème} année. Pour les géniteurs du groupe A (tab.3.2, fig.3.1), cette variation du poids fluctue de 1906gr à 1993gr (HCG) et de 1928 gr à 1965 gr (FSH). Pour les géniteurs du groupe B (tab.3.2, fig.3.1), cette variation fluctue de 1891 gr à 1911 gr (HCG) et de 1896 gr à 1941 gr (FSH).

Tableau 3. 2: Analyse des différences entre les poids des géniteurs avec un intervalle de confiance à 95% (Fisher)

Géniteurs	Moyenne estimée	Groupes	
HA1	1960,000	A	
HA2	1951,500	A	
FA2	1951,000	A	
FA1	1947,500	A	
FA3	1919,333		B
HA3	1899,167		B

- **Facteur taille** : La taille des géniteurs males varie de 56,8 cm à 59,7 cm (hCG) et de 54 cm à 59,4 cm (FSH). Aucune différence significative n'est observée entre les lots de géniteurs males de *C. gariepinus* des trois années (test de Kruskal, $p=0,48$; tab.3.3 ; fig.3.18).

Tableau 3. 3 : Variations de la taille chez les lots de géniteurs males de *Clarias gariepinus*

Géniteurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
HA1	56,800	58,800	58,000	0,802
HA2	57,600	58,600	58,100	0,358
HA3	57,300	59,700	58,450	0,999
FA1	57,200	59,400	57,900	0,829
FA2	54,000	59,100	56,450	2,077
FA3	54,400	58,900	57,550	1,814

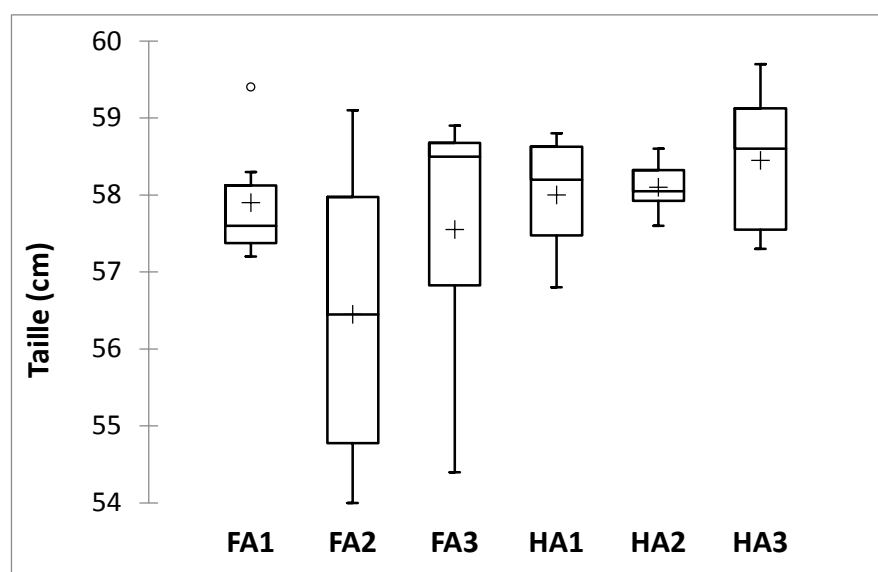


Figure 3. 18: Variabilité de la taille chez les géniteurs males de *Clarias gariepinus*

3.3.1.2. - Femelles

- **Facteur poids** : Le poids des géniteurs femelles ayant été induits à la hCG commerciale (HCG) varie de 1842 gr à 2640 gr et celui à la FSH sérique (FSH) varie de 1896 gr à 2621 gr (tab. 3.4 ; fig.3.19). Aucune différence significative n'est observée entre le poids des géniteurs des trois années (ANOVA, $p = 0,126$; tab.3.4, fig.3.19).

Tableau 3. 4: Variations du poids chez les lots de géniteurs femelles de *Clarias gariepinus*

Géniteurs	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
HA1	1842,000	2640,000	2237,333	284,057
HA2	1923,000	2614,000	2257,667	216,426
HA3	1907,000	2307,000	2054,417	128,534
FA1	1897,000	2404,000	2084,667	180,242
FA2	1896,000	2621,000	2171,250	239,618
FA3	1914,000	2403,000	2091,333	147,837

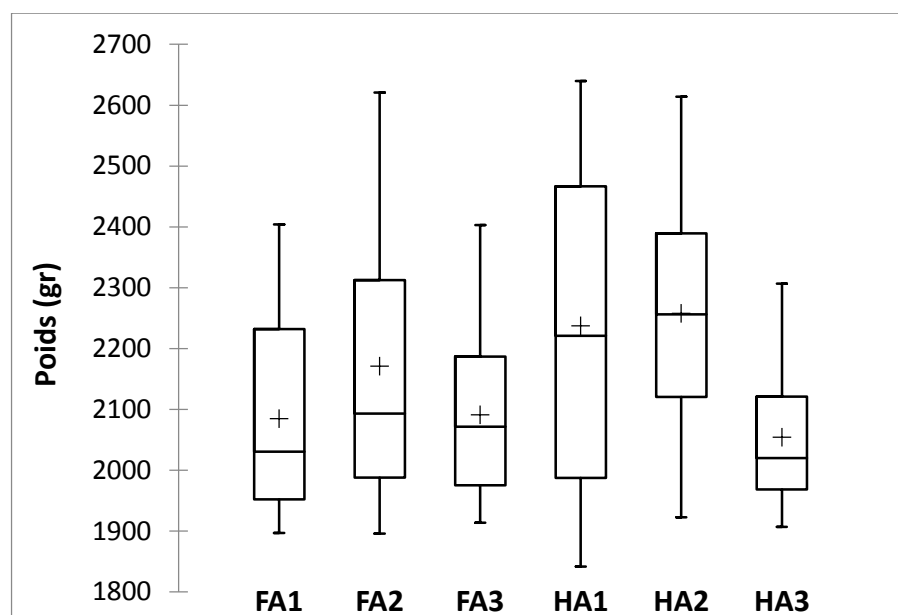


Figure 3. 19: Variabilité du poids chez les géniteurs femelles de *Clarias gariepinus*

- **Facteur taille** : La taille des géniteurs varie de 51,2 cm à 66,3cm (tab.3.5 ; fig. 3.20). Une différence significative est observée entre les tailles des géniteurs des trois années (Anova, $p=0,021$).

Tableau 3. 5: Variations de la taille chez les lots de géniteurs femelles de *Clarias gariepinus*

Variable	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
HA1	51,600	66,000	57,042	4,322
HA2	53,200	62,100	57,783	2,913
HA3	48,600	60,700	55,217	3,880
FA1	51,200	62,300	56,542	4,318
FA2	54,300	66,300	60,433	3,935
FA3	51,200	60,600	55,875	2,918

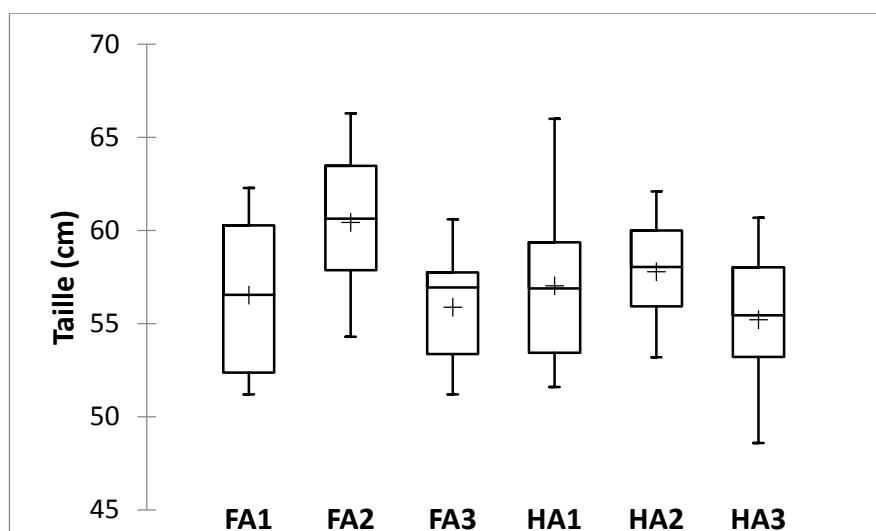


Figure 3. 20: Variabilité de la taille chez les géniteurs femelles de *Clarias gariepinus*

Le test post hoc de Fisher révèle (tab. 3.6) l'existence de deux groupes. Le groupe A est représenté par les géniteurs FA2. Le groupe B est représenté par les autres géniteurs à l'exception de HA2 qui est intermédiaire entre les deux groupes. La taille des géniteurs du groupe A (FA2, HA2) varie de 53,2 cm à 66,3 cm. Celle du groupe B, elle varie de 21,2cm à 66 cm.

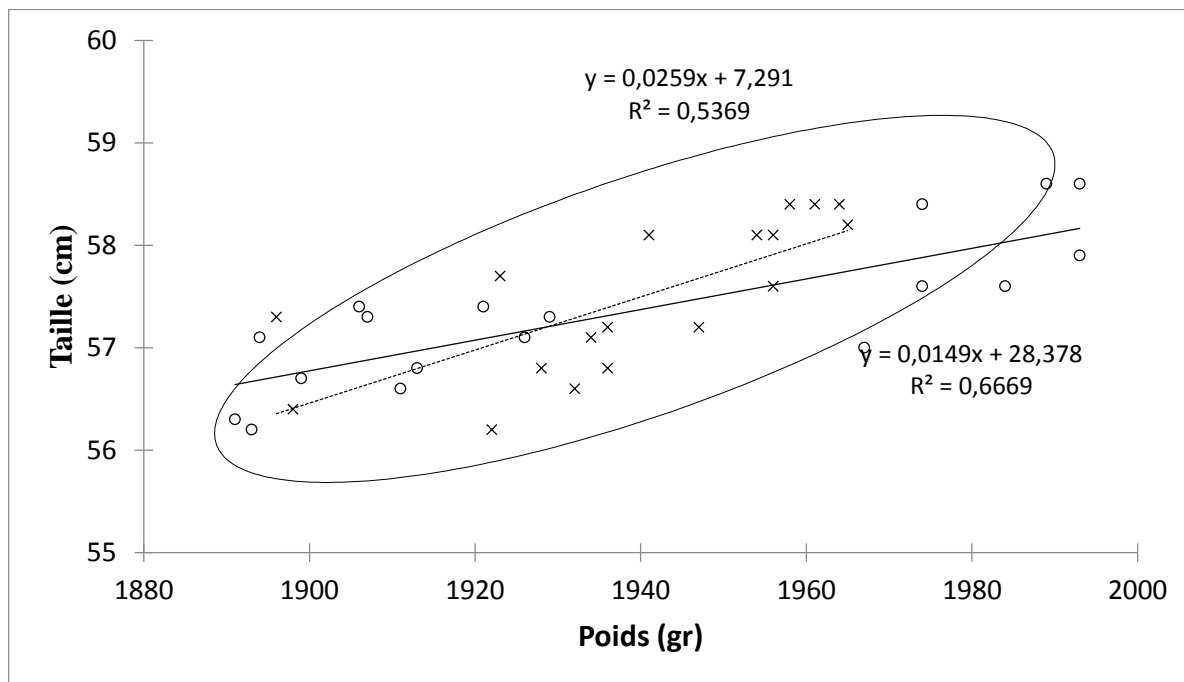
Tableau 3. 6: Analyse des différences entre les tailles des géniteurs avec un intervalle de confiance à 95% (Fisher)

Géniteurs	Moyenne estimée	Groupes	
FA2	60,433	A	
HA2	57,783	A	B
HA1	57,042		B
FA1	56,542		B
FA3	55,875		B
HA3	55,217		B

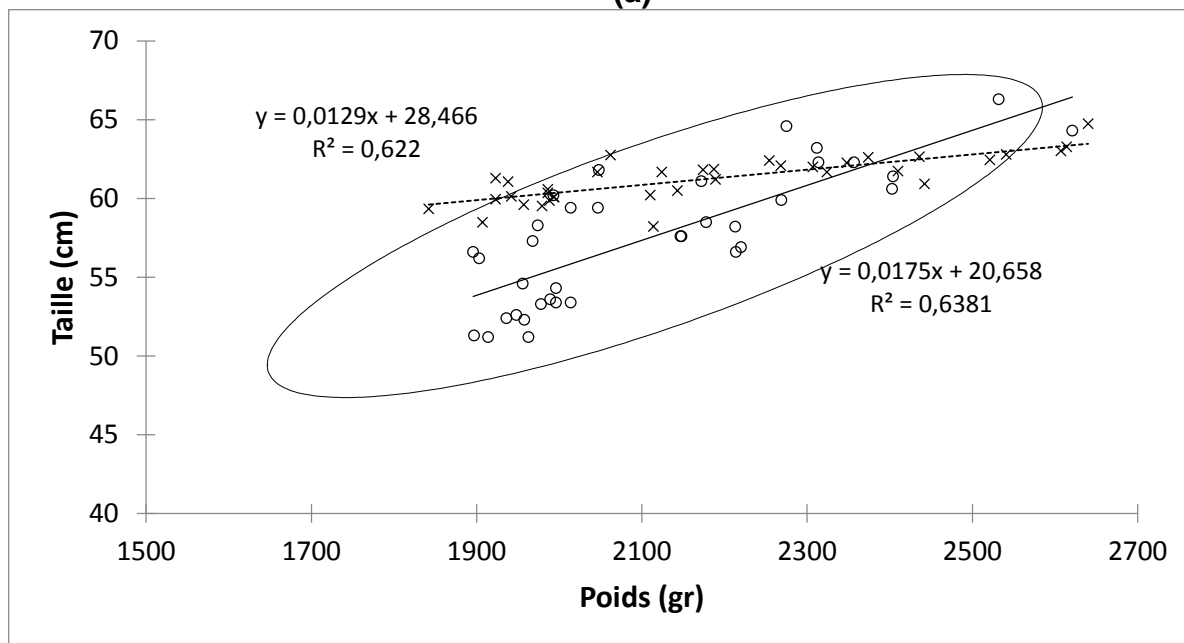
3.3.2. – Homogénéité des géniteurs de *C. gariepinus*

Sur la base des corrélations entre les facteurs poids et taille, nous observons une homogénéité entre les trois lots de géniteurs de *C. gariepinus* males utilisés lors des trois campagnes de reproduction (fig. 3.21a). Ceci est valable pour les géniteurs femelles de cette espèce (fig. 3.21b). Les coefficients de corrélations sont de $r = 0,73$ ($r^2 = 0,53$; fig. 3.21a) pour les males ayant reçu l'hCG et de $r = 0,81$ ($r^2 = 0,66$; fig. 3.21a) pour ceux ayant reçu la FSH. Pour les femelles, les coefficients

de corrélation sont de $r = 0,78$ ($r^2 = 0,62$; fig. 3.21b) pour les individus ayant reçu l'hCG et de $r = 0,79$ ($r^2 = 0,63$; fig. 3.21b) pour ceux ayant reçu la FSH. Si nous nous référons aux figures 3.5 (a et b), nous constatons que, hormis 4/18 mâles et 7/36 femelles, tous les individus se trouvent dans les ellipses de confiance confirmant l'homogénéité des lots de géniteurs ayant servis les trois campagnes de reproduction.



(a)



(b)

Figure 3. 21: Corrélations entre le poids et la tailles des géniteurs de *C. gariepinus* mâles (a) et femelles (b). (x, ...) : hCG ; (o, ...) : FSH.

3.3.3. – Pouvoir inducteur de l'hCG et de la FSH chez *C. gariepinus*

3.3.3.1. – Analyse quantitative

3.3.3.1.1. - Production de laitance

La production de laitance chez *C. gariepinus* ne présente aucune différence significative (test de Kruskal, $p=0,96$). Elle varie de 3ml à 5ml chez tous les males qu'ils soient soumis à l'hCG ou à la FSH (tab. 3.7 ; fig. 3.22). Le coefficient de variation est intéressant chez les géniteurs ayant été soumis à l'hCG que ceux à la FSH (tab. 3.6). Cependant, le fait qu'il soit meilleur en 2^{ème} année (FA2 : 0,144 ; HA2 : 0,089) cela indique que d'autres facteurs influencent cette production de laitance et sont probablement liés à la physiologie des géniteurs ou à la climatologie.

Tableau 3. 7: Données relatives à la production de laitance chez les males de *C. gariepinus* induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).

Statistique/Géniteurs	Laitance (ml)					
	FA1	FA2	FA3	HA1	HA2	HA3
Minimum	3,000	3,000	3,000	3,000	4,000	3,000
Maximum	5,000	5,000	5,000	5,000	5,000	5,000
Moyenne	4,167	4,000	4,000	4,333	4,167	4,000
Ecart-type	0,983	0,632	0,894	0,816	0,408	0,894
Coefficient de variation	0,215	0,144	0,204	0,172	0,089	0,165

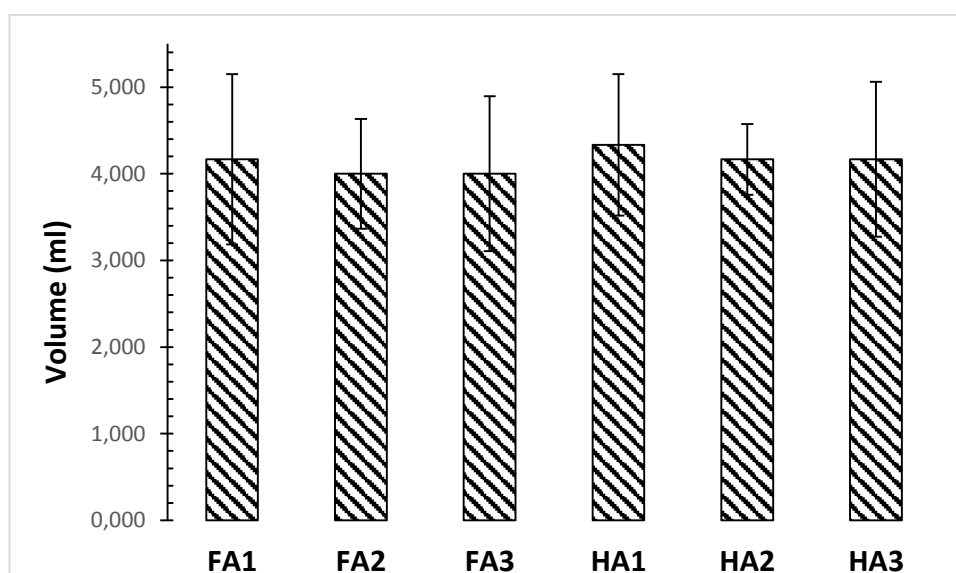


Figure 3. 22: Variations de la production de laitance chez les trois lots de males de *C. gariepinus*

3.3.3.1.2. – Production de frai

3.3.3.1.2.1. – Quantification massique

Les quantités massiques de frai obtenues sous l'effet des deux hormones, hCG et FSH, sont très significativement différentes (test de Kruskal, $p < 0,0001$). Elles varient de 154,9gr à 227,4gr pour les géniteurs induits à l'hCG et de 86,7gr à 116,2gr pour ceux induits à la FSH (tab. 3.8 et fig. 3.23). Les coefficients de variations indiquent une régularité de la production massique du frai chez tous les géniteurs, qu'ils soient soumis à l'hCG ou à la FSH.

Tableau 3. 8: Données relatives à la quantité massique de frai chez les femelles de *C. gariepinus* induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).

Statistique/ Géniteurs	FA 1	FA 2	FA 3	HA 1	HA 2	HA 3
Minimum	89,800	700	86,800	87,400	166,700	164,900
Maximum	115,300	116,200	113,100	113,700	216,400	227,400
Moyenne	100,667	97,133	98,658	100,100	196,383	196,958
Ecart-type	8,231	11	8,434	8,9805	17,505	15,945
Coefficient de variation	0,078	0,083	0,087	0,087	0,076	0,076

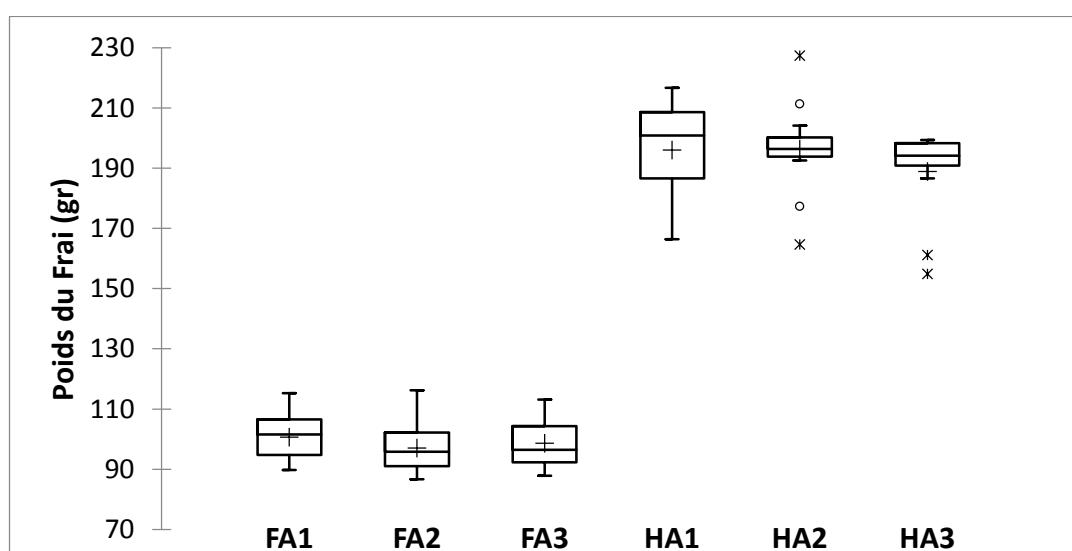


Figure 3. 23: Variabilités des quantités massiques de frai chez les trois lots de femelles de *C. gariepinus*

Le test à posteriori de Dunn indique clairement l'existence de deux groupes homogènes (tab. 3.9). Le groupe A est relatif aux géniteurs induits à la FSH dont les quantités de frai varient de 86,7gr à 116,2gr (tab. 3.9), alors que le groupe B est relatif aux géniteurs induits à la hCG et dont les quantités de frai varient de 154,9gr à 227,4gr (tab. 3.9).

Tableau 3. 9 : Comparaisons multiples par paires suivant la procédure de Dunn de la production massique du frai chez les géniteurs femelles de *C. gariepinus* sous l'effet de l'hCG et de la FSH.

Géniteurs	Somme des rangs	Moyenne des rangs	Groupes
FA2	194,000	16,167	A
FA3	220,000	18,333	A
FA1	252,000	21,000	A
HA3	617,000	51,417	B
HA2	668,000	55,667	B
HA1	677,000	56,417	B

3.3.3.1.2.2. – Quantification volumétrique

Les quantités volumétriques de frais obtenues par induction des deux hormones, hCG et FSH, sont significativement différentes (test de Kruskal, $p < 0,0001$). Le test post hoc fait apparaître deux groupes homogènes. Le groupe A est relatif aux frais obtenus sous la FSH ayant des volumes qui varient de 36 ml à 49 ml, alors que le groupe B est relatif aux frais obtenus sous l'hCG ayant des volumes qui varient de 32 ml à 69 ml (tab. 3.10 ; 3.11 et fig. 3.24). Le degré de variation des quantités volumétriques de frais, exprimé par le coefficient de variation, est similaire sous l'hCG ou sous la FSH (tab. 3.9).

Tableau 3. 10: Données relatives à la quantité volumétrique de frai chez les femelles de *C. gariepinus* induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).

Statistique/Générateurs	FA			HA		
	1	2	3	1	2	3
Minimum	36,000	36,000	37,000	52,000	49,000	42,000
Maximum	46,000	48,000	49,000	69,000	64,000	64,000
Moyenne	41,333	38,667	40,417	58,750	55,417	53,167
Ecart-type	3,257	3,601	4,209	5,643	5,125	6,492
Coefficient de variation	0,075	0,089	0,100	0,092	0,089	0,117

Tableau 3. 11 : Comparaisons multiples par paires suivant la procédure de Dunn de la production volumétrique du frai chez les géniteurs femelles de *C. gariepinus* sous l'effet de l'hCG et de la FSH.

Echantillon	Somme des rangs	Moyenne des rangs	Groupes
FA2	186,500	15,542	A
FA3	266,000	22,167	A
FA1	317,000	26,417	A
HA3	544,000	45,333	B
HA1	653,500	54,458	B
HA2	661,000	55,083	B

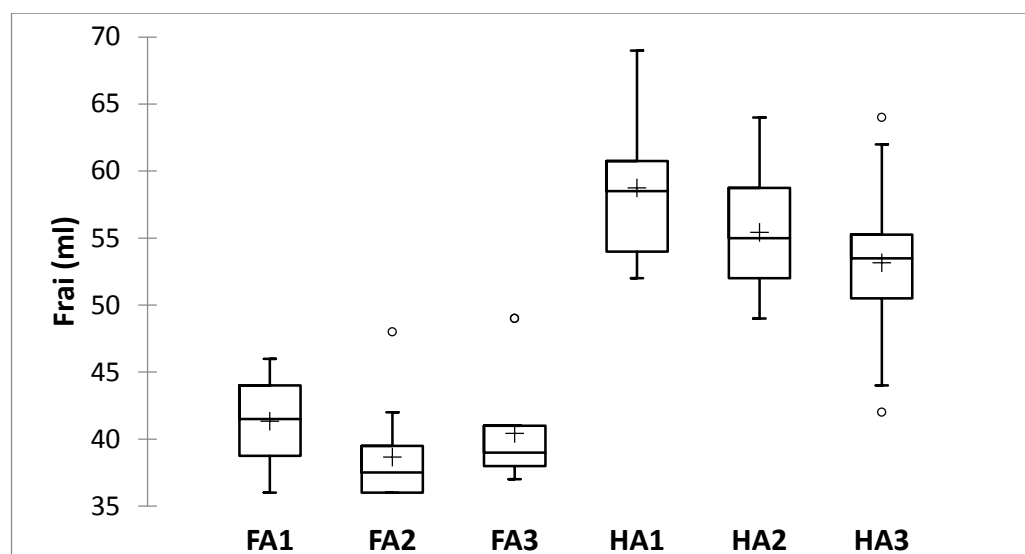


Figure 3. 24: Variabilités des quantités volumétriques de frai chez les trois lots de femelles de *C. gariepinus*

3.3.3.1.2.3. – Quantification numérale

De la quantification numérale du frai de chaque individu de *C. gariepinus*, exprimée en nombre d'œufs par ml, il ressort une différence hautement significative entre ceux obtenus par induction à l'hCG et ceux à la FSH (tab. 3.12 ; fig. 3.25 ; test de Kruskal, $p < 0,0001$). Le test post hoc fait apparaître deux groupes homogènes. Le groupe A est relatif aux frais obtenus sous la FSH dont le nombre d'œufs varie de 298 à 397, alors que le groupe B est relatif aux frais obtenus sous l'hCG dont le nombre d'œufs varie de 327 à 608 (tab. 3.13 ; 3.12 et fig. 3.25). Le degré de variation des quantités volumétriques de frais, exprimé par le coefficient de variation, est similaire pour les deux substances, hCG et FSH, (tab. 3.13).

Tableau 3. 12: Données relatives au nombre d'œufs dans chaque frai chez les femelles de *C. gariepinus* induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).

Statistique/ Géniteurs	FA			HA		
	1	2	3	1	2	3
Minimum	304	298	301	327	408	397
Maximum	351	388	397	608	578	568
Moyenne	328	331	334	454	486	485
Ecart-type	19,	32,	35,	79,	50,	62,
Coefficient de variation	0,056	0,093	0,102	0,167	0,109	0,124

Tableau 3. 13: Comparaisons multiples par paires suivant la procédure de Dunn du nombre d'œufs par ml de chaque frai chez les géniteurs femelles de *C. gariepinus* sous l'effet de l'hCG et de la FSH.

Echantillon	Somme des rangs	Moyenne des rangs	Groupes
FA2	222,000	18,500	A
FA3	227,000	18,917	A
FA1	235,500	19,625	A
HA1	592,000	49,333	B
HA2	670,500	55,875	B
HA3	681,000	56,750	B

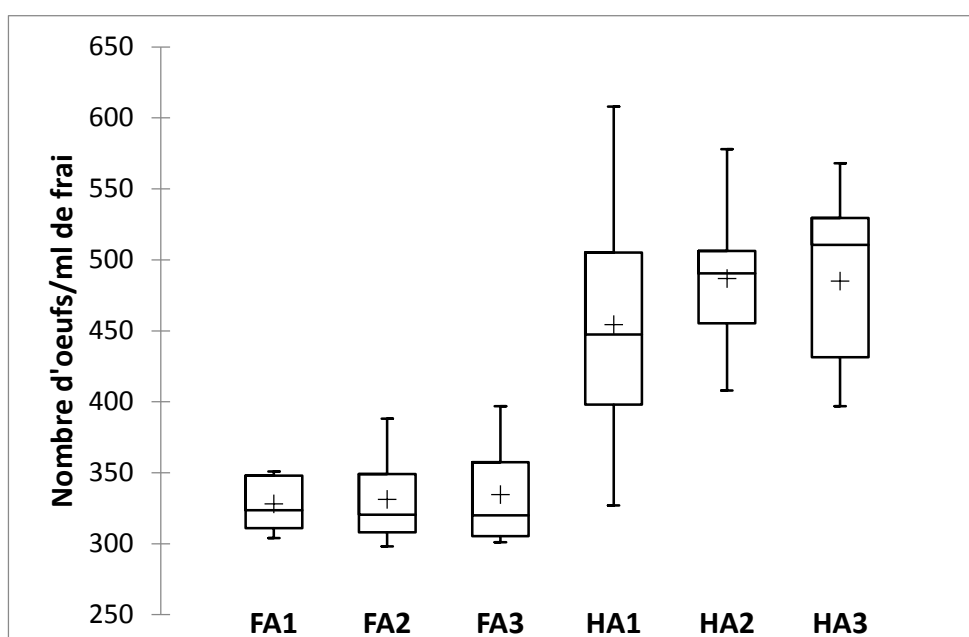


Figure 3. 25: Variabilités du nombre d'œufs par ml de frai chez les trois lots de femelles de *C. gariepinus*

3.3.3.2. – Analyse qualitative

3.3.3.2.1. – Taux de fécondation

Les taux de fécondation varient de 28% à 45%.; (tab. 3.14 ; fig. 3.26). Une différence hautement significative est observée entre les taux obtenus sous les deux hormones, hCG et FSH (test de Kruskal, $p < 0,0001$).

Tableau 3. 14: Données relatives aux taux de fécondation des œufs chez les femelles de *C. gariepinus* induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).

Statistique	FA1	FA2	FA3	HA1	HA2	HA3
Minimum	28,000	28,000	28,000	28,998	29,000	31,000
Maximum	32,000	31,000	31,000	44,975	45,000	45,000
Moyenne	29,500	29,250	29,667	39,725	39,750	39,750
Ecart-type	1,567	1,138	0,985	4,873	6,047	5,328
Coefficient de variation	0,051	0,037	0,032	0,117	0,146	0,128

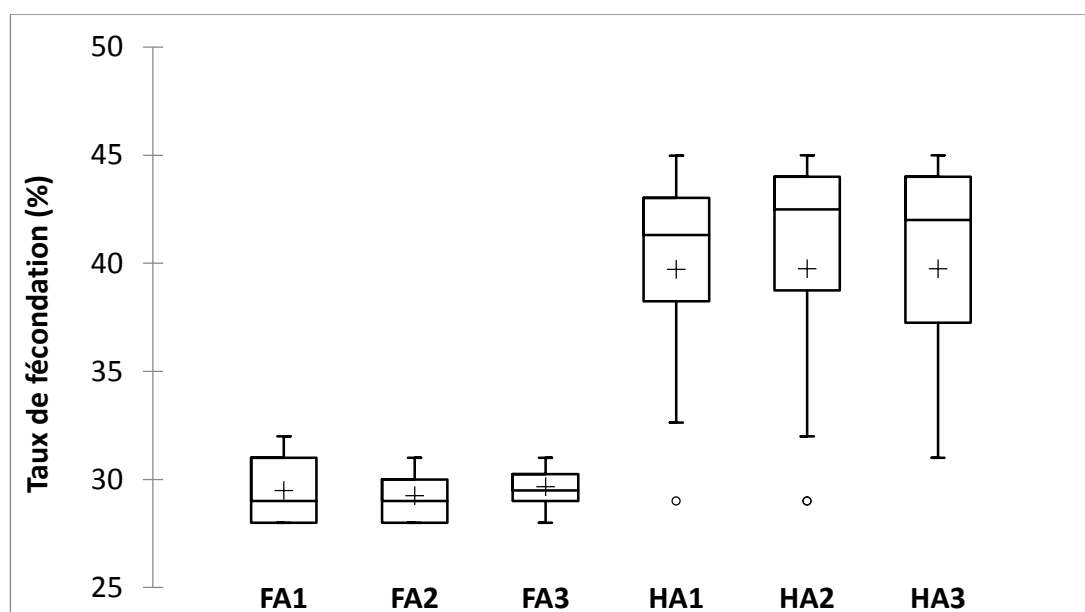


Figure 3. 26: Variabilités du taux d'éclosion des œufs chez les trois lots de femelles de *C. gariepinus* induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).

Le test post hoc de Dunn indique que les taux de fécondation sont repartis entre deux groupes homogènes (tab. 3.15). Ceux obtenus sous l'effet de la FSH font partie du groupe A et se caractérisent par des taux des plus faibles et varient de 28% à 32%, alors que ceux obtenus sous l'effet de l'hCG font partie du groupe B et se caractérisent par des taux des plus élevés et varient de 28,998% à 45%. La disparité entre les taux de fécondation chez les femelles induites à l'hCG au cours des trois années, et ceux sous la FSH, impliquent des coefficients de variations élevés (tab. 3.14).

Tableau 3. 15: Comparaisons multiples par paires suivant la procédure de Dunn du taux d'éclosion des œufs chez les géniteurs femelles de *C. gariepinus* sous l'effet de l'hCG et de la FSH.

Echantillon	Effectif	Somme des rangs	Moyenne des rangs	Groupes
FA2	12	223,500	18,625	A
FA1	12	241,000	20,083	A
FA3	12	277,500	23,125	A
HA1	12	603,000	50,250	B
HA2	12	633,000	52,750	B
HA3	12	650,000	54,167	B

3.3.3.2.2. – Taux d'éclosion

Globalement les taux d'éclosions varient de 78% à 93% (tab. 3.16 ; fig. 3.27). Une différence hautement significative est observée entre les taux obtenus sous hCG et ceux obtenus sous FSH (test de Kruskal, $p < 0,0001$).

Tableau 3. 16: Données relatives aux taux d'éclosions des œufs chez les femelles de *C. gariepinus* induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).

Statistique	FA1	FA2	FA3	HA1	HA2	HA3
Minimum	78,000	78,000	79,000	82,745	82,707	87,000
Maximum	84,930	82,000	82,000	92,857	93,000	92,000
Moyenne	81,481	80,500	80,333	88,862	89,226	90,167
Ecart-type	1,826	1,446	1,155	3,502	3,490	1,899
Coefficient de variation	0,021	0,017	0,014	0,038	0,037	0,020

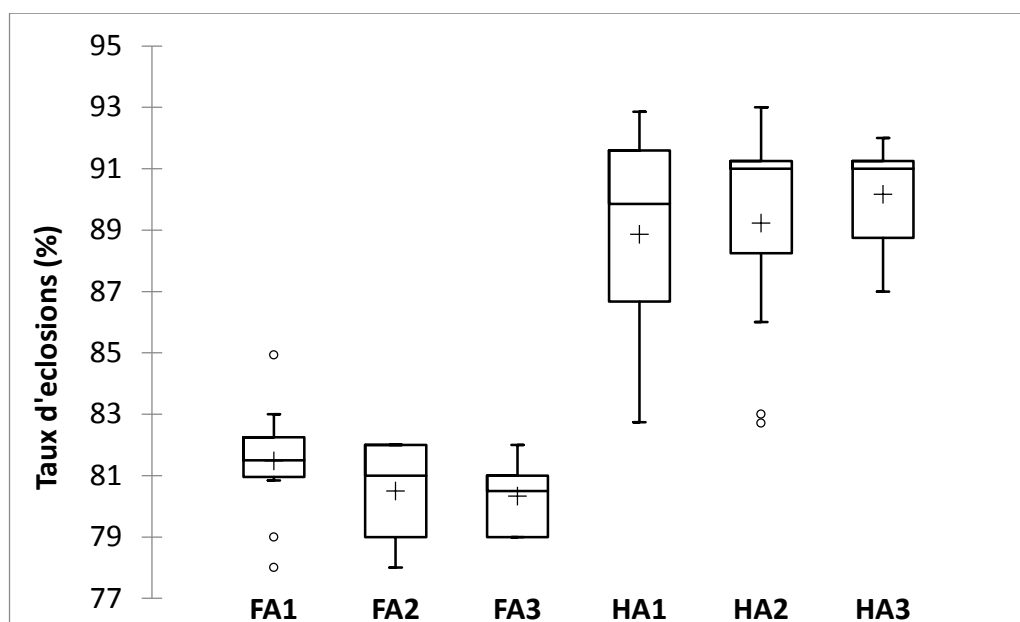


Figure 3. 27: Variabilités du taux d'éclosion des œufs chez les trois lots de femelles de *C. gariepinus* induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).

Le test post hoc de Dunn indique que les taux d'éclosions sont repartis entre deux groupes homogènes (tab. 3.17). Ceux obtenus sous l'effet de la FSH font partie du groupe A ayant des taux des plus faibles et varient de 78% à 84,93%, alors que ceux obtenus sous l'effet de l'hCG font partie du groupe B avec des taux des plus élevés variant de 82,7% à 93%. La disparité des taux d'éclosion, exprimée par les coefficients de variations, est réduite au cours des trois années que ce soit chez les femelles induites à l'hCG ou à la FSH (tab. 3.16).

Tableau 3. 17: Comparaisons multiples par paires suivant la procédure de Dunn du taux d'éclosion des œufs chez les géniteurs femelles de *C. gariepinus* sous l'effet de l'hCG et de la FSH.

Echantillon	Effectif	Somme des rangs	Moyenne des rangs	Groupes
FA3	12	183,000	15,250	A
FA2	12	204,500	17,042	A
FA1	12	288,500	24,042	A
HA1	12	637,000	53,083	B
HA2	12	644,000	53,667	B
HA3	12	671,000	55,917	B

3.3.3.2.3. – Evaluation de l'embryogenèse

3.3.3.2.3.1. – Evaluation quantitative

L'évaluation de l'embryogenèse effectuée par le biais des taux différentiels entre la fécondation et l'éclosion (tab. 3.18 en annexe ; fig. 3.28) indique moins de

pertes chez les œufs obtenus sous hCG que ceux obtenus sous FSH (test de Kruskal, $p < 0,0001$; fig. 3.28). Sous l'induction par FSH ces taux différentiels varient de 4,22% à 6,72% alors que sous hCG ils varient de 2,78% à 7,23%.

Tableau 3. 18: Taux différentiels en pourcentage entre la fécondation et l'éclosion du frai obtenu sous hCG (HA1 à HA3) et sous FSH (FA1 à FA3) chez *C. gariepinus*

Statistique	FA			HA		
	1	2	3	1	2	3
Minimum	20	40	20	83	80	80
Maximum	20	10	10	37	90	80
Moyenne	64	00	38	53	72	58
Ecart-type	14	26	54	44	38	34
Coefficient de variation	08	71	75	74	61	57

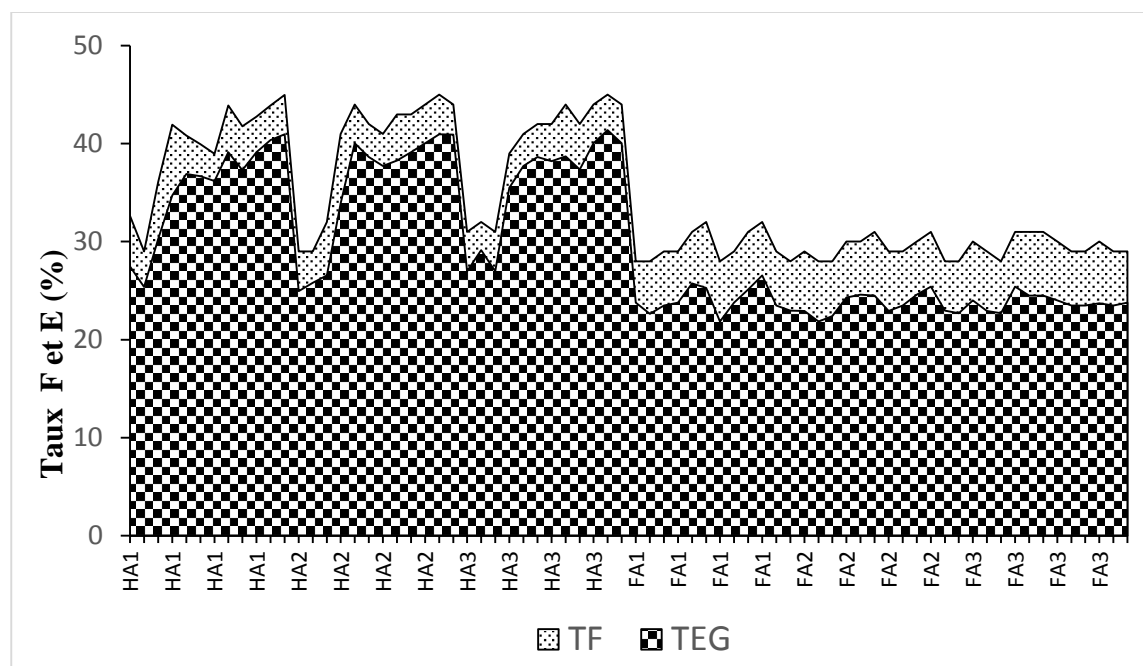


Figure 3. 28: Taux différentiels entre la fécondation (F) et l'éclosion (E) du frai obtenu sous hCG (HA1 à HA3) et sous FSH (FA1 à FA3) chez *C. gariepinus*

De ces résultats, malgré la faiblesse des taux différentiels sous hCG, il ressort que ces derniers présentent une grande variabilité liée particulièrement à la réaction

ou réponse de quelques géniteurs dont certains apparaissent sous forme d'outlier (fig. 3.29).

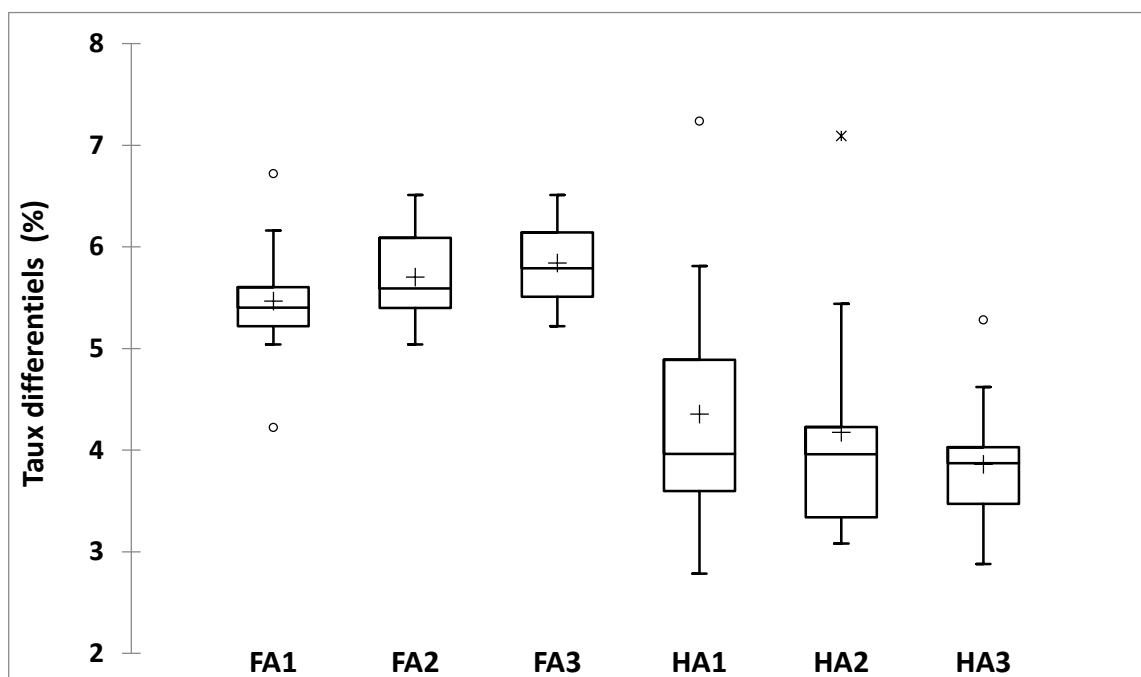


Figure 3. 29: Niveau de variabilité des taux différentiels entre la fécondation et l'éclosion des œufs obtenus sous hCG (HA1 à HA3) et sous FSH (FA1 à FA3) chez *C. gariepinus*

3.4. Discussion

3.4.1. Profils biométriques des géniteurs *Clarias*

Toute fois l'hétérogénéité des lots males constatée entre les années n'a pas d'incidence sur l'expérimentation puisque cette espèce devient mature quand elle atteint un poids de 200gr et une taille de 24cm [1], [2]; d'ailleurs, il est connu que la fécondité de la plupart des téléostéens augmente linéairement avec le poids des femelles [3]–[5].

3.4.2. Pouvoir inducteur de l'hCG et de la FSH et gamétogenèse

Chez les males de *C. gariepinus* le pouvoir inducteurs de l'hCG et de la FSH induit une production de laitance similaire. Bien qu'à l'origine produite par les cellules hypophysaires, la FSH est considérée comme régulateur du nombre de cellules de Sertoli, de la stéroïdogénèse et de la gamétogenèse. L'HCG est considéré, quant à elle, comme un substitut de l'hormone pituitaire et a toujours

donné de bons résultats chez d'autres espèces [2], [6]–[9] [2], [6]–[9]. Ce ci revient à dire que les quantités de laitance obtenues sont suffisantes pour fertiliser les œufs issus de la reproduction : 1ml de laitance permet la fertilisation de 50kg d'œufs [10],[11].

Chez les femelles de *C. gariepinus*, les quantités de frais produites par *C. gariepinus*, exprimées en masse (PO), en volume (VO) et en nombre d'œufs (NO), sont plus performantes sous hCG que sous FSH et corroborent avec les résultats obtenus par [12]. Contrairement à nos résultats, il se trouve que des essais in vivo et in vitro, effectués sur des ovocytes de poissons, ont fait que ces deux hormones induisent le même nombre de cellules blastocystes [13]. Toutefois, il est connu que la hCG, qui est communément utilisée avec succès dans la reproduction des poissons d'élevages, carpe indiennes et chinoises, mullet ainsi que le poisson chat (*C. macrocephalus*), est assimilée à la lutéine hormone LH [7], [14]. Cette dernière se caractérise par ses similitudes avec la gonadotrophine (GtH) des téléostéens [15], [16], qui pourrait provoquer à son tour un processus de rétroaction gonadique régulant l'activité du récepteur de la gonadotrophine releasing hormone (GnRH) dans l'hypophyse de *C. gariepinus* [17]. Cette rétroaction explique cette grande variabilité du nombre d'œufs observée chez les géniteurs soumis à l'hCG et pour laquelle nous considérons que les facteurs biométriques ne sont pas incriminés en raison de l'homogénéité des lots de géniteurs expérimentaux de *C. gariepinus*.

3.4.3. Pouvoir inducteur de l'hCG et de la FSH sur l'éclosion

Les facteurs extrinsèques relatifs aux conditions environnementales et nutritionnelles ne sont pas considérés dans cette analyse du fait que les géniteurs sont homogènes et sont soumis aux mêmes conditions expérimentales. Cependant, il s'avère que ces taux de fécondations et d'éclosions sont influencés par les doses hormonales qui peuvent être insuffisantes ou excessives et affecter la maturité ovocytaire dont le temps de latence reste indéfini et étroitement lié aux choix de ces doses [18]–[20]. Toute fois les taux de fécondations et d'éclosions obtenus sont similaires à ceux obtenus par Viveen (1990) [21][22][23]. Les résultats obtenus par l'utilisation de l'extrait hypophysaire de carpe, de la gonadotrophine chorionique humaine, des analogues de l'hormone lutéinisante (LHRHa) et des analogues de la gonadolibérine (GnRHa), conjointement avec l'antagoniste de la dopamine ;

dompéridone (Dom) induisait avec succès l'ovulation chez 100% des génotypes de *Clarias gariepinus*. L'indice d'ovulation le plus élevé (70,76%) est observé avec la GnRH_a additionné de Domperidone. Ceux traité avec la LHRH_a ont montré le plus faible indice d'ovulation (12,64%). L'association de Domperidone et GnRH_a (T10) a permis une synchronisation de l'ovulation avec un temps de latence supérieur à 12h [22]–[25]. Bien qu'il s'avère que les taux de fécondation sont plus performants avec l'ajout de la dopamine (Dom) chez les géniteurs traités à la GnRH_a, à l'hCG+Dom et à l'extrait pituitaire+Dom avec des taux d'éclosion respectifs sont de 81,9%, 2,1% et 89,9% [21], [26] ; nos résultats (> 80% FSH ; 88% hCG) sont nettement supérieurs sans qu'il y ait utilisation de Domperidone avec des temps de latences inférieures de l'ordre de 8h, ce qui corrobore également avec les résultats de El Naggar et al., (2006)

3.5 Conclusion :

Les géniteurs mâles et femelles de *C. gariepinus* sont homogènes du point de vue taille et poids l'homogénéité des lots de géniteurs est justifiée par le fait qu'une corrélation est apparente entre les facteurs taille et poids des géniteurs qui composent les lots expérimentaux... Les taux de fécondation et d'éclosion sont supérieurs sous hCG que sous FSH ,ceci est dû en partie au fait que la hCG agit en même temps sur la folliculogenese et la vitellogenese et intervient comme stéroïde sexuel.

CHAPITRE 4

EXPERIMENTATIONS SUR LA REPRODUCTION ARTIFICIELLE DE SANDER LUCIOPERCA

4.1 Introduction & Objectifs

Nos travaux consistent à atteindre comme objectif l'induction hormonale du sandre en utilisant les gonadostimulines hypophysaires à travers la technique non invasive ciblant directement les gonades pour activer l'ovocyte en phase dormante, grâce aux stéroïdes sexuelles, et provoquer l'ovulation.

4.2. Matériel et méthodes

4.2.1. Site d'expérimentation

L'expérimentation s'est réalisée dans la station d'aquaculture expérimentale de Keszthely de l'Université Panonia (Hongrie) et ce du 14 avril 2015 au 28 juin 2015. Créée en 1976, cette station est un établissement public à caractère scientifique et technologique. Elle est distante de 200 km de Budapest (Hongrie). Elle est sous la direction du Professeur BERCSENYI Miklos réputé sur la scène internationale dans le domaine de la reproduction artificielle des poissons et la génétique des populations piscicoles. La station offre toutes les commodités nécessaires à nos différentes expérimentations sur la reproduction du sandre par stimulation hormonale. Elle est dotée de plusieurs unités :

- 1 étang principal de 2 millions de m³ utilisé comme bassin de stabulation, à fond plat, non accidenté, très accessible, favorable à la diversité piscicole,
- 12 étangs de grande capacité pour le stockage des géniteurs et des alevins,
- Divers bassins en béton destinés au stockage,
- Une écloserie d'une capacité de production de 20 millions de larves,
- Un laboratoire de biologie continentale et d'une unité de fabrication d'aliment.

4.2.2. Collecte des géniteurs :

Durant la période allant du 15/04/2015 au 20/04/2015 et dans l'étang principal (eau à 10°C), nous avons effectués plusieurs opérations de pêche au trémail (200m de long), posé à proximité d'endroits propres, riches en végétation. Au bout de 3 heures, les filets sont récupérés (Fig.4.1). Les poissons sont délicatement

démaillés, puis placés dans des sachets en nylon d'un volume de 30 litres pour être rapidement acheminés dans 04 bassins en béton de 4 000 litres, en prenant soins de séparer les mâles et les femelles.

Cette opération de pêche s'est renouvelée pendant 06 jours jusqu'à l'obtention de 8 mâles et 21 femelles. Pour nos expérimentations, nous avons sélectionné les meilleurs géniteurs pour constituer 2 lots composés chacun de 6 géniteurs femelles et de 2 géniteurs mâles que nous avons placés dans les bassins de stabulation.



Figure 4. 1: Pêche des géniteurs de *Sander Lucioperca*

4.2.3. Sélection des géniteurs et sexage

Une première sélection est faite au moment de la pêche, cependant le choix des géniteurs est fait selon les critères suivants :

- Appréciation d'un état de santé satisfaisant avec absence totale de lésions externes pouvant favoriser une infection bactérienne et/ou mycosique (Staphylocoques, saprolegnoses), Présence de dimorphisme sexuel chez les sujets âgés,
- Les Mâles ayant une tête plus étroite que les femelles et avec parties pectorales et ventrales grisâtres,
- Les Femelles à tête large, ventre volumineux de couleur blanchâtre avec les côtés latéraux argentés,
- Les Mâles matures libérant de la laitance sous une légère pression abdominale, A l'approche de la ponte, la papille génitale des femelles devient de plus en plus saillante [97].

4.2.4. Sédation, mensuration et marquage

Avant toute manipulation, les géniteurs sont anesthésiés (Fig.4.2) dans une solution à base d'huile essentielle de clou de girofle (90 % *Eugena caryophyllata*) à raison d'une goutte par litre d'eau ou 0,4 ml par 10 litres d'eau [98] ; [99]. L'immobilisation totale du poisson nécessite environ 2 à 3 minutes. Une fois les géniteurs endormis, ils sont enveloppés dans une serpillière mouillée en prenant soins de recouvrir la tête et protéger les yeux afin de diminuer le stress et les risques d'accidents. La longueur Totale des géniteurs est évaluée à l'aide d'un ichtyomètre et leur poids avec une balance électronique.

Dans le but de faciliter l'identification, chaque sujet est marqué par un numéro avec un crayon de nitrate d'argent (Fig4.3) et également avec un tag numéroté en plastique. Ces tags de différents couleurs, sont fixés sur la nageoire dorsale avec du fil de suture en catgut ou synthétique.

4.2.5. Conditionnement et stabulation des géniteurs

Avant l'introduction des géniteurs, les bassins de stabulation sont préalablement désinfectés. Ils sont équipés de diffuseurs d'air pour augmenter l'oxygénation de l'eau.



Figure 4. 2: Anesthésie du sandre à base d'huile essentielle d'*Eugena caryophyllata*.



Figure 4. 3: Marquage d'un géniteur *Sander Lucioperca*

Pour chaque expérimentation, 2 bassins ont été utilisés. Les bassins sont identiques en dimensions (3m x 4m x 1m) et un débit d'eau de 30 litres/minute est assuré 24/24h dans chaque bassin. Ils sont recouverts par un cadre en nylon noir de 1m² (Fig.4.4) afin de diminuer le stress [89]. Un contrôle des paramètres (température, oxygène dissous, pH) est réalisé chaque jour.



Figure 4. 4: Conditionnement des géniteurs *Sander Lucioperca*

4.2.6. Dispositif expérimental

Le dispositif expérimental consiste à utiliser deux voies d'inductions : invasive et intramusculaire par des extraits pituitaires.

Chacune des voies d'induction est utilisée sur un lot de géniteurs composé de 6 femelles dont les données biométriques sont données sur le tableau 2.1. Les géniteurs du lot A sont induits par voie invasive (INV) alors que les géniteurs du lot B sont induits par voie intramusculaire (INM).

Le lot des mâles qui ont servi dans la reproduction de *S. Lucioperca* est également composé de 6 géniteurs (tab. 4.1) et n'ont fait l'objet que d'induction par voie intramusculaire.

Tableau 4. 1: Données biométriques des géniteurs de *S. Lucioperca*

Géniteurs	Femelles				Males	
	Lot (A) INV		Lot (B) INM		INM	
	Poids (gr)	Taille (cm)	Poids (gr)	Taille (cm)	Poids (gr)	Taille (cm)
1	2220	55	2212	55	2450	59
2	2415	58	1616	49	2228	54
3	2080	54	2024	54	2829	56
4	2818	61	2846	59	1816	57
5	1830	53	1888	52	2228	56
6	2606	58	2609	56	2452	59

Reproduction artificielle de *Sander Lucioperca*

L'introduction des géniteurs dans les bassins (Température de l'eau 12°C) est réalisée le 21/04/2015. Des frayères artificielles, confectionnées avec des fibres synthétiques de couleur bleue accrochées sur un cadran rectangulaires (70cm x 50cm), sont disposés dans chaque bassin. Cette couleur bleue des nids artificiels permet d'observer facilement le comportement des géniteurs et de déceler le début de la parade nuptiale.

Quand la température de l'eau des bassins a atteint 14°C, les mâles ont commencé à nettoyer les frayères artificielles. Dans notre expérimentation, cette phase de nettoyage des nids artificiels constitue l'étape essentielle pour enclencher les protocoles de stimulation hormonale des géniteurs. Les géniteurs mâles et femelles sont délicatement récupérés des bassins pour être anesthésiés à nouveau dans une solution à base d'huile essentielle de clou de girofle (*Eugena caryiophyllata*), une goutte par litre d'eau.

Immédiatement, quelques hypophyses de sandre sont broyées à l'aide d'un mortier puis mélangés à une solution physiologique. Étant très sensibles aux manipulations, les femelles ont reçu chacune une dose unique de broyat hypophysaire de 4mg/kg de poids vif. Bien que les mâles soient spermiantes à cette période de l'année, ils ont aussi été induits par une dose de broyat hypophysaire de 3mg/kg de poids vif en vue d'une synchronisation avec les femelles, pour accélérer la spermatogenèse et augmenter la quantité de laitance. L'ensemble de ces étapes facilite la procédure immédiate du stripping des géniteurs.

4.2.7. Traitement hormonal par voie intramusculaire à base d'extrait hypophysaire

Dans chaque bassin, 3 femelles et 1 mâle sont introduits ensemble. La présence du mâle sert comme indicateur du début de la parade. Chaque femelle reçoit en injection intramusculaire une dose de 4mg /kg de broyat hypophysaire alors que les mâles ne reçoivent que 3mg/kg de poids vif.

L'induction hormonale par voie non invasive est faite à l'aide d'une seringue de 5 ml reliée à un cathéter en silicone (Longueur 5 à 8 mm ; diamètre 1,5 à 2 mm) et comportant un fil en acier inoxydable pour le maintenir rigide et éviter qu'il ne se plie durant son introduction à travers la papille génitale.

L'injection lente de l'extrait hypophysaire est réalisée sous un angle approximatif de 45° (Fig.3.6) pour stimuler directement les gonades (Fig4.5). À la fin de l'injection, pour éviter que le produit injecté ne soit pas refoulé, le cathéter est retiré lentement tout en procédant à un massage afin que l'extrait puisse aussi diffuser au niveau des récepteurs des cellules gonadiques. Cette opération nécessite une manipulation de 15 à 20 mn.



Figure 4. 5: Injection d'extrait hypophysaire par voie non invasive d'une femelle

Anesthésie de *Sander Lucioperca*

4.2.8. Chronologie des protocoles d'induction de *Sander Lucioperca*

Anesthésie des géniteurs,

Préparation du broyat hypophysaire,

Induction par voie non invasive des géniteurs mâles et femelles,

Finalisation de l'induction par voie non invasive à 07h :30 du matin.

22/04/2015 08h :00 du matin : Application de l'induction par voie

Intramusculaire

Récupération progressive des géniteurs des Bassin 1 et Bassin 2,

Anesthésie des géniteurs,

Préparation du broyat hypophysaire,

Induction par voie intramusculaire des géniteurs mâles et femelles,

Finalisation de l'induction par voie non invasive à 09h :30 du matin.

4.2.9. Préparation de la solution désagglutinante

Comme il a été signalé précédemment, pour éviter d'utiliser une solution à base d'acide tannique durant la phase post-fécondation, nous avons expérimenté une solution désagglutinante à base de lait et d'argile selon le protocole suivant:

4.2.10. Composition

10 litres d'eau,

30g d'Urée (Carbamide),

40g de NaCl,
2 litres de lait à 2,8 % de matière grasse.

4.2.11. Mode opératoire

Les composants (eau, urée, sel) sont mélangés jusqu'à l'obtention d'une solution homogène.

Solution désagglutinante à base de lait entier.

1 litre de cette solution est mélangé aux œufs fécondés.

Agiter lentement et délicatement pour éviter de traumatiser les œufs.

Après fécondation ajouter du lait entier.

Vider après 30mn la solution de lait et renouveler un rinçage à base de cette solution toutes les 30mn durant une moyenne de 3h (soit 06 opérations de rinçage).

Capacité de la solution de lait.

De par sa composition en protéines 32 g / l et matière grasse 35 g / l le lait est une excellente solution colloïdale .Elle contient des micelles de caséine qui vont se fixer sur la coquille est ainsi évité l'agglutination des œufs embryonnés.

Solution désagglutinante à base d'argile.

Le même protocole est appliqué.

Au dernier rinçage, ajouter 1 litre de la solution à base d'argile, et mélanger jusqu'à homogénéisation,

Effectuer le dernier rinçage des œufs dans cette solution colloïdale qui va se fixer sur les œufs.

4.2.12. Avantages de cette préparation

Eviter que les œufs de sandre très adhésifs ne collent les uns aux autres, car l'argile contient des particules qui vont s'entreposer sur l'enveloppe embryonnaire ou coquille et permettre à la coquille de l'œuf de rester souple et moins rigide que lors de l'utilisation de l'acide tannique

A une capacité et un pouvoir d'absorption très élevé.

Inhibe la prolifération des microbes ou bactéries pathogènes et le développement de saprolegnies.

Permet à l'embryon d'éclore plus facilement et de ne pas rester prisonnier dans sa double coquille.

4.2.13. Evaluation de l'effet d'induction

L'effet d'induction est évalué par l'appréciation des productions de frais ainsi que les taux de fécondation et d'éclosion. Toute fois une analyse de la production de laitance s'impose en vu de valider les résultats de la reproduction.

4.2.14. Production de laitance

La production de laitance est évaluée par volumétrie. Les quantités produites par chaque male sont quantifiées en ml.

4.2.15. Production de Frais

La production de frai obtenu par stripping de chacune des femelles, induites par les méthodes invasive et intramusculaire, est évaluée par quantification massique, volumétrique et numérale.

- La quantification massique du frai de chaque femelle est faite par pesée, exprimée en gr.
- La quantification volumétrique du frai de chaque femelle est faite est estimée en ml.
- La quantification numérale est estimée en dénombrant le nombre d'œuf par ml.

4.2.16. Taux de fécondations

Les taux de fécondations sont mesurés en dénombrant le nombre d'œufs non embryonnés.

Taux de fécondation (%)= (Nombre d'œufs non embryonnés×100)/Nombre d'œufs total du frai

4.2.17. Taux d'éclosions

Les taux d'éclosions sont mesurés en dénombrant les œufs éclos.

Taux d'éclosions (%)= (Nombre d'œufs éclos×100)/Nombre d'œufs fécondés

4.2.18. Traitements des données

L'évaluation porte d'une part sur l'homogénéité des deux lots expérimentaux A et B et est définie par les corrélations biométriques des géniteurs, et d'autre part sur la caractérisation du pouvoir inducteur de l'hCG et de la FSH sur la reproduction de *C. gariepinus* par les tests d'hypothèses paramétrés ou non paramétrés. Deux logiciels sont utilisés dans les calculs statistiques et l'élaboration des droites de régression, il s'agit d'Excel stat version 2009 et R (R Development Core Team 2010).

4.3 Résultats

4.3.1. – Profils biométriques des géniteurs de *Sander Lucioperca*

Les profils biométriques des mâles et des femelles de *S. Lucioperca* sont mis en évidence par les variations du poids et de la taille.

4.3.1.1. – Géniteurs males

Facteur poids : Le poids des géniteurs males ayant été induits seulement par voie intramusculaire (INM) varie de 1816 gr à 2829 gr (tab. 4.1 ; fig.4.1). Une différence hautement significative est observée entre les géniteurs qui ont servi dans l'expérimentation (test t, $p \leq 0,0001$; tab.4.2 ; fig.4.6). Cette différence apparaît sous forme d'outlier (fig.3.1) qui indique l'hétérogénéité du poids des géniteurs males de *S. Lucioperca*.

Tableau 4. 2: Variations du poids chez les lots de géniteurs males de *Sander Lucioperca*

Géniteurs	Poids des géniteurs (gr)			
	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
Males	1816,00	2829,00	2333,83	335,62

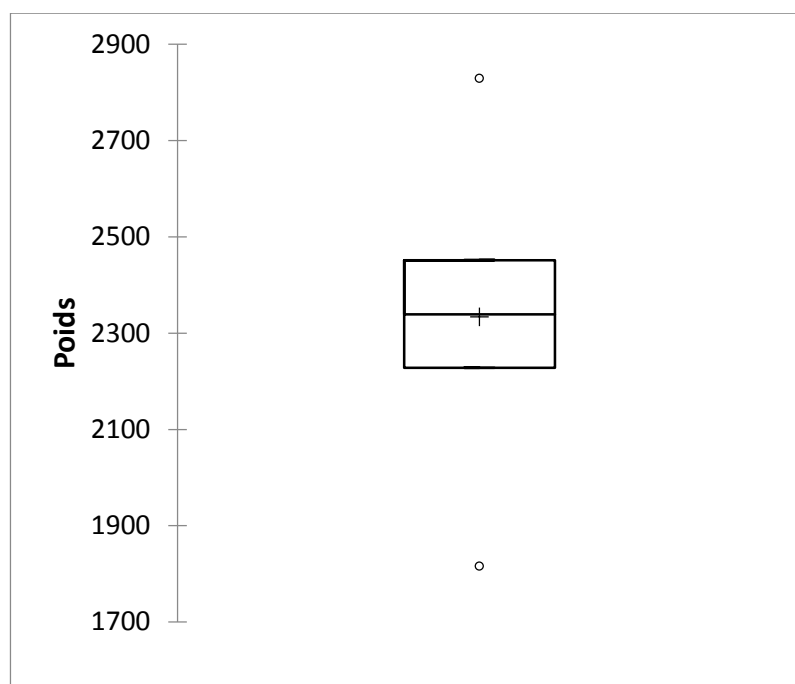


Figure 4. 6: Variabilité du poids chez les géniteurs males de *Sander Lucioperca*

Facteur taille : La taille des géniteurs males varie de 54 cm à 59 cm. Une différence hautement significative est observée entre la taille des géniteurs males de *S. Lucioperca* (test t, $p < 0,0001$; tab.4.3 ; fig.4.7). Cette différence des tailles indique l'hétérogénéité des géniteurs males.

Tableau 4. 3: Variations de la taille chez les lots de géniteurs males de *Sander Lucioperca*

Géniteurs	Taille en cm			
	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
Males	54,00	59,00	56,83	1,94

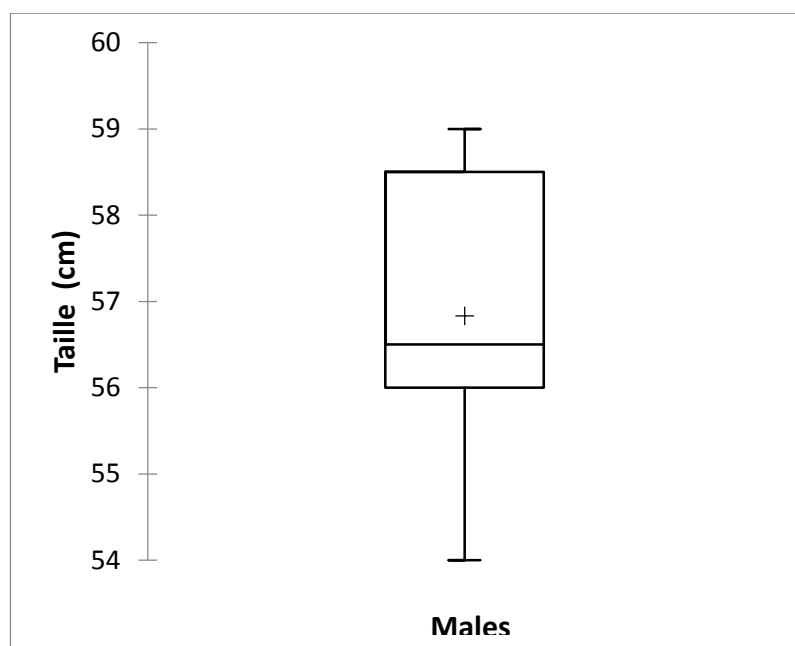


Figure 4. 7: Variabilité de la taille chez les géniteurs males de *Sander Lucioperca*

4.3.1.2. - Femelles

Facteur poids : Le poids des géniteurs femelles ayant été induits par voie intramusculaire (lot A ; INM) varie de 1830 gr à 2818 gr et ceux induit par voie invasive (lot B ; INV) varie de 1616 gr à 2846 gr (tab. 4.4 ; fig.4.8). Aucune différence significative n'est observée entre le poids des géniteurs femelles des deux lots, A et B (test t, $p = 0,6$; tab.4.4, fig.4.8).

Tableau 4. 4: Variations du poids chez les lots de géniteurs femelles de *Sander Lucioperca*

Géniteurs	Poids en gr			
	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
Lot A (INM)	1830,00	2818,00	2328,17	359,48
Lot B (INV)	1616,00	2846,00	2199,17	459,15

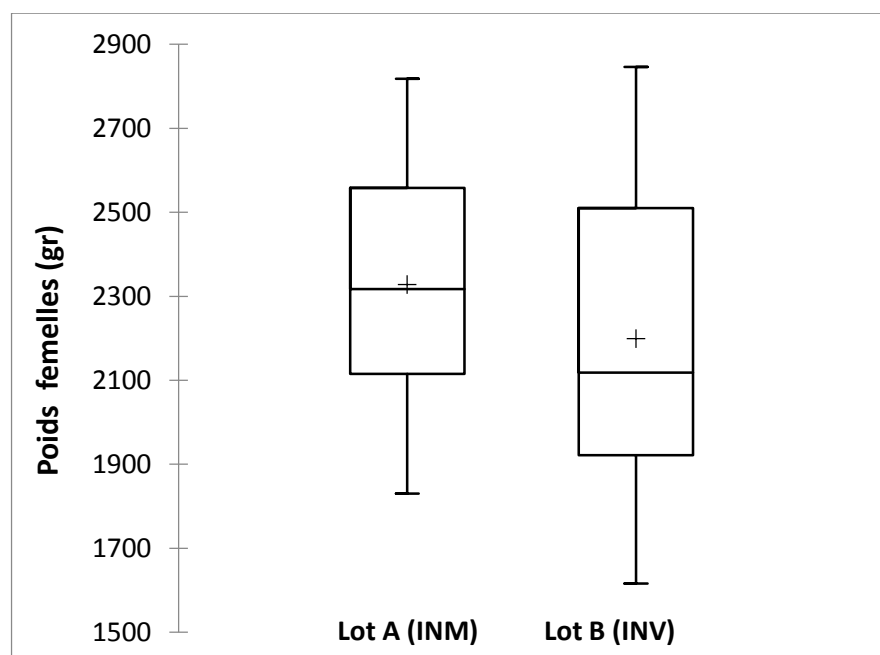


Figure 4. 8: Variabilité du poids chez les géniteurs femelles des deux lots de *Sander Lucioperca*

Facteur taille : La taille des géniteurs varie de 53 cm à 61 cm pour le lot A alors qu'elle varie de 49 cm à 59 cm pour le lot B (tab.4.5 ; fig. 4.9). Aucune différence significative n'est observée entre les tailles des géniteurs des deux lots A et B (test t, $p=0,23$).

Tableau 4. 5: Variations de la taille chez les lots de géniteurs femelles de *Sander Lucioperca*

Géniteurs	Taille (cm)			
	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
Lot A (INM)	53,00	61,00	56,50	3,02
Lot B (INV)	49,00	59,00	54,17	3,43

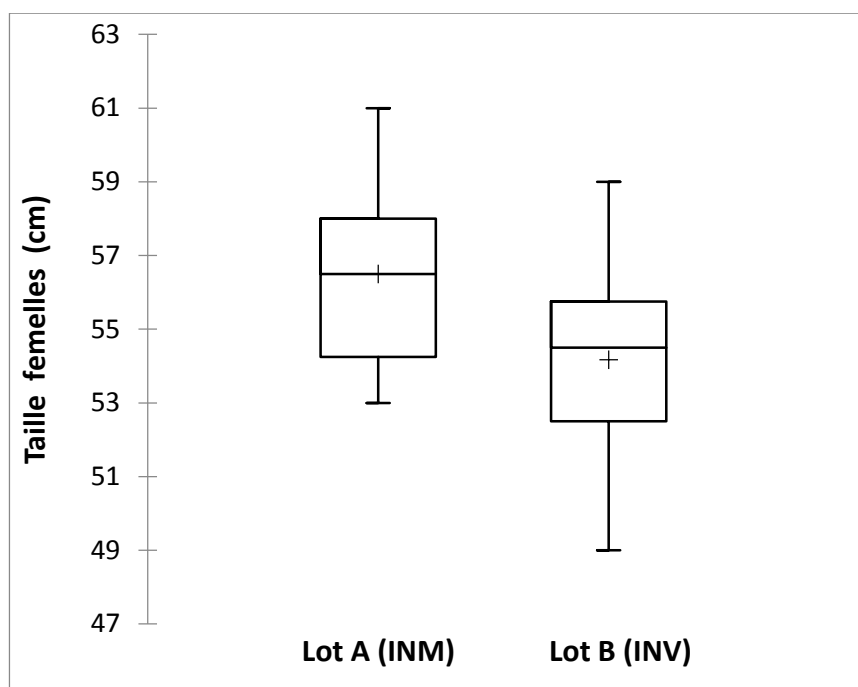


Figure 4. 9: Variabilité de la taille chez les géniteurs femelles des deux lots de *S. Lucioperca*

4.3.2. – Homogénéité des géniteurs de *S. Lucioperca*

Sur la base des corrélations entre les facteurs poids et taille de chacun des deux lots A et B, nous observons une homogénéité entre les deux lots de géniteurs femelles de *S. Lucioperca* (fig. 4.10). Les coefficients de corrélations sont de $r = 0,96$ ($r^2 = 0,9325$; fig. 4.5) pour le lot A ayant reçu une induction intramusculaire et de $r = 0,97$ ($r^2 = 0,9474$; fig. 4.10) pour ceux ayant reçu une induction invasive.

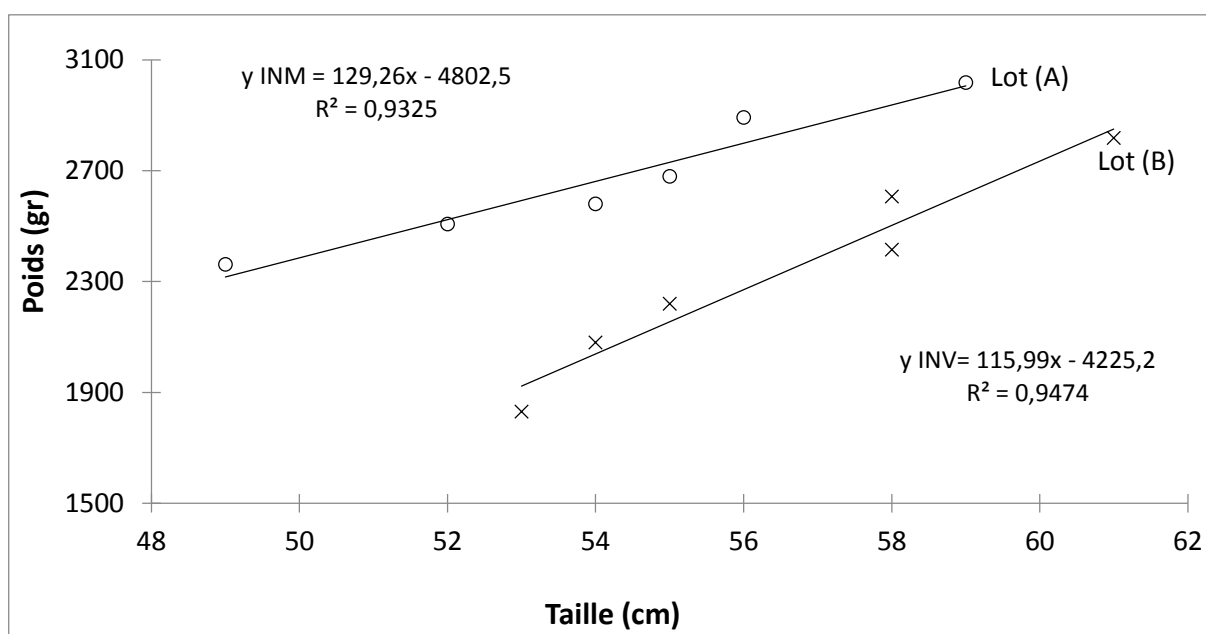


Figure 4. 10: Corrélations entre le poids et la tailles des géniteurs des deux lots, A et B, de *S. Lucioperca* males. (°) : INM. (x) : INV

4.4. – Diagnose de la reproduction

4.4.1. - Production de laitance chez les males de *S. Lucioperca*

La production de laitance chez *S. Lucioperca* varie de 3 à 7 ml (tab. 4.7 ; fig 4.11). De cette production de laitance, une différence significative est observée entre les six males (test t, $p= 0,0006$).

Tableau 4. 6: Données relatives à la production de laitance chez les males de *S. Lucioperca*

Géniteurs males	Production de laitance (ml)
M1	4
M2	7
M3	6
M4	3
M5	4
M6	4
Moyenne	4,67
Ecart type	1,51

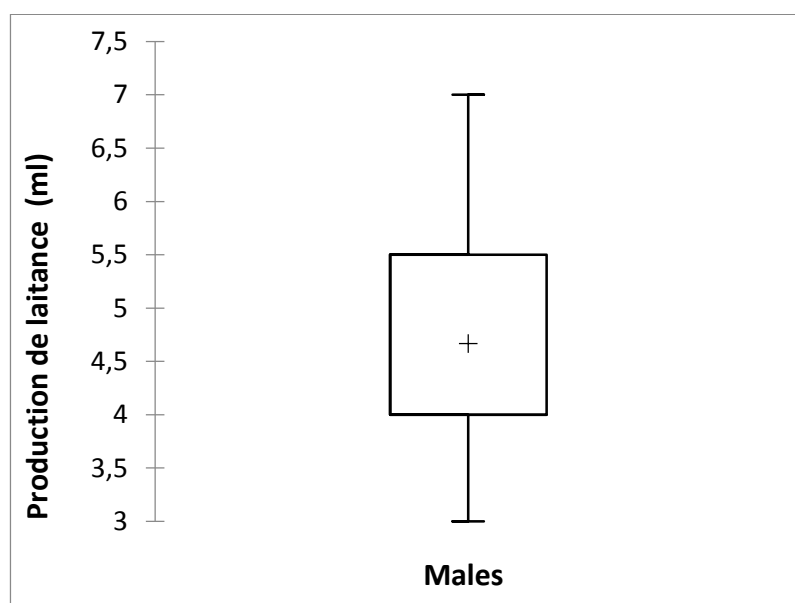


Figure 4. 11: Variations de la production de laitance chez les males de *S. Lucioperca*

4.4.2. – Evaluation des voies d'inductions chez *S. Lucioperca*

4.4.2.1. – Analyse quantitative du frai

4.4.2.1.1. – Quantification massique

Les quantités massiques de frai obtenues sous l'effet des deux voies d'inductions varient de 139 gr à 292 gr avec l'INM et de 24 gr à 207 gr avec l'INV (tab. 4.7 ; fig.4.12). Aucune différence significative n'est observée entre les masses de frai obtenus entre les deux voies d'inductions (test t, $p=0,135$).

Tableau 4. 7: Données relatives à la quantité massique de frai obtenus par induction INM et INV chez les femelles de *S. Lucioperca*

Géniteurs	Poids du frai (gr)	
	Lot A	Lot B
G1	175	192
G2	156	24
G3	179	95
G4	292	207
G5	139	104
G6	248	206
Moyenne	198,167	138,000
Ecart type	59,111	75,236

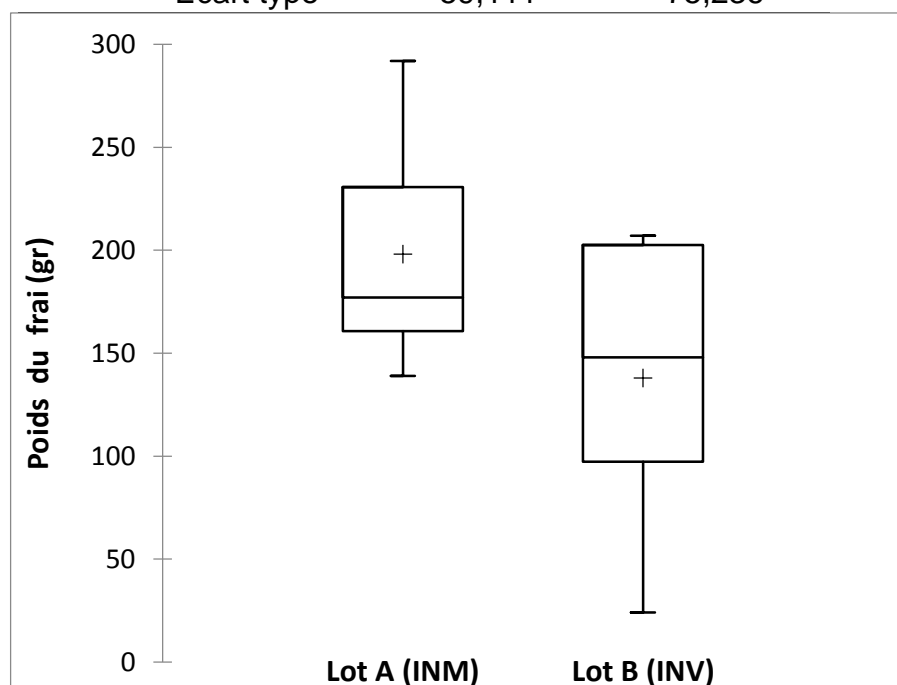


Figure 4. 12: Variabilités des quantités massiques de frai chez les géniteurs de *S. Lucioperca* des deux lots A et B

4.4.2.1.2. – Quantification volumétrique

Les quantités volumétriques de frais obtenues, varient de 48 ml à 76 ml dans le lot A et de 7 ml à 61 ml dans le lot B (tab. 4.8 ; fig. 4.13). Aucune différence significative n'est observée entre les volumes d'œufs produits par les deux lots A et B (test WMW, $p=0,61$).

Tableau 4. 8: Données relatives à la quantité volumétrique de frai chez les femelles de *S. Lucioperca* induits à l'hCG (HA1 à HA3) et à la FSH (FA1 à FA3).

Géniteurs	Volume du frai (ml)	
	Lot A	Lot B
G1	53	59
G2	48	7
G3	54	31
G4	76	61
G5	49	53
G6	73	61
Moyenne	58,83	45,33
Ecart type	12,38	21,96

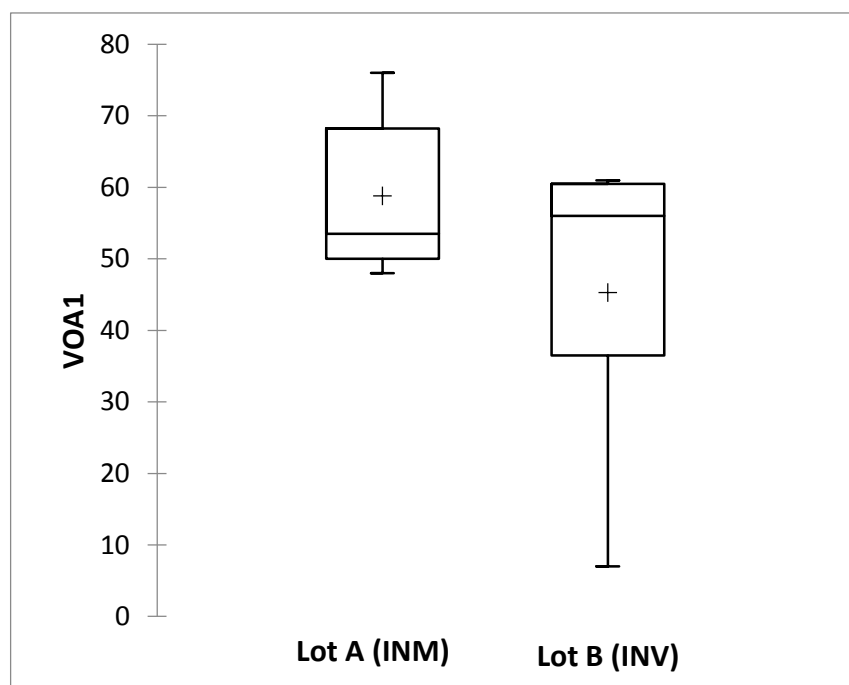


Figure 4. 13: Variabilités des quantités volumétriques de frai chez les deux lots de *S. Lucioperca*, A et B.

4.4.2.1.3. – Quantification numérique

De la quantification numérique du frai de chaque individu de *S. Lucioperca*, exprimée en nombre d'œufs par ml, il ressort une différence hautement significative entre le nombre d'œufs obtenu par les deux voies d'administration, INM et INV (tab. 4.9 ; fig. 4.14 ; test t, $p < 0,0001$).

Tableau 4. 9: Données relatives au nombre d'œufs des frais des deux lots, A et B, de *S. Lucioperca*

Géniteurs	Nombre d'œufs/ml	
	Lot A	Lot B
G1	428	346
G2	412	342
G3	437	301
G4	452	312
G5	449	323
G6	399	328
Moyenne	429,50	325,33
Ecart type	20,89	17,25

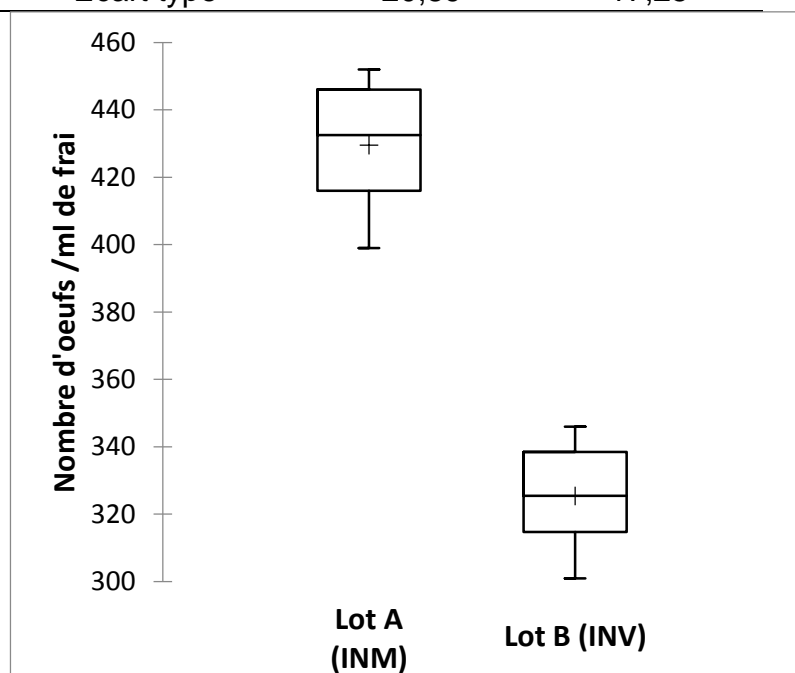


Figure 4. 14: Variabilité du nombre d'œufs par ml de frais obtenus chez *S. Lucioperca* des deux lots, A et B

4.4.2.1.4. – Analyse qualitative

– Indice gonado-somatique (IGS) chez les femelles de *S. Lucioperca*

Les indices gonado-somatiques de *S. Lucioperca* varient de 262,26 à 478,69 pour les géniteurs du lot A et de 48,98 à 367,86 pour ceux du lot B (tab. 4.10 et fig.4.15). Aucune différence significative n'est observée entre les IGS des géniteurs des deux lots, A et B (test t., $p=0,149$).

Tableau 4. 10: Indices gonado-somatiques des femelles des lots A et B de *S. Lucioperca*

Géniteurs	IGS	
	Lot A	Lot B
G1	318,18	349,09
G2	268,97	48,98
G3	331,48	175,93
G4	478,69	350,85
G5	262,26	200,00
G6	427,59	367,86
Moyenne	347,86	248,78
Ecart type	87,38	128,27

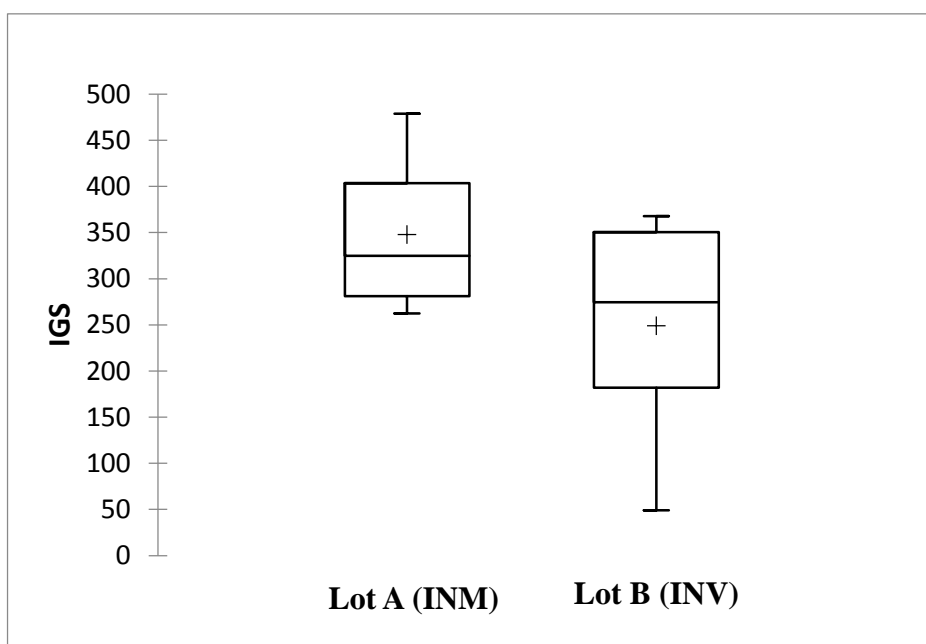


Figure 4. 15: Indices gonado-somatiques chez les géniteurs de *S. Lucioperca* des deux lots, A et B

4.4.2.2. – Taux de fécondation

Les taux de fécondation varient de 57,96 % à 62,15 % dans le lot A et de 48,83% à 52,94 % dans le lot B (tab. 4.11 ; fig. 4.16). Une différence hautement significative est observée entre les taux de fécondation des deux lots (test t, $p < 0,0001$). Les

taux obtenus par voie INM sont plus élevés ($59,76 \pm 1,95\%$) que ceux obtenus par voie INV ($51,05 \pm 1,56\%$)

Tableau 4. 11: Données relatives aux taux de fécondation des œufs chez *S. Lucioperca* des deux lots, A et B.

Géniteurs	Taux de fécondations (%)	
	Lot A	Lot B
G1	62,15	50,87
G2	59,95	48,83
G3	58,81	50,83
G4	57,96	51,92
G5	60,80	52,94
G6	58,90	50,91
Moyenne	59,76	51,05
Ecart type	1,95	1,56

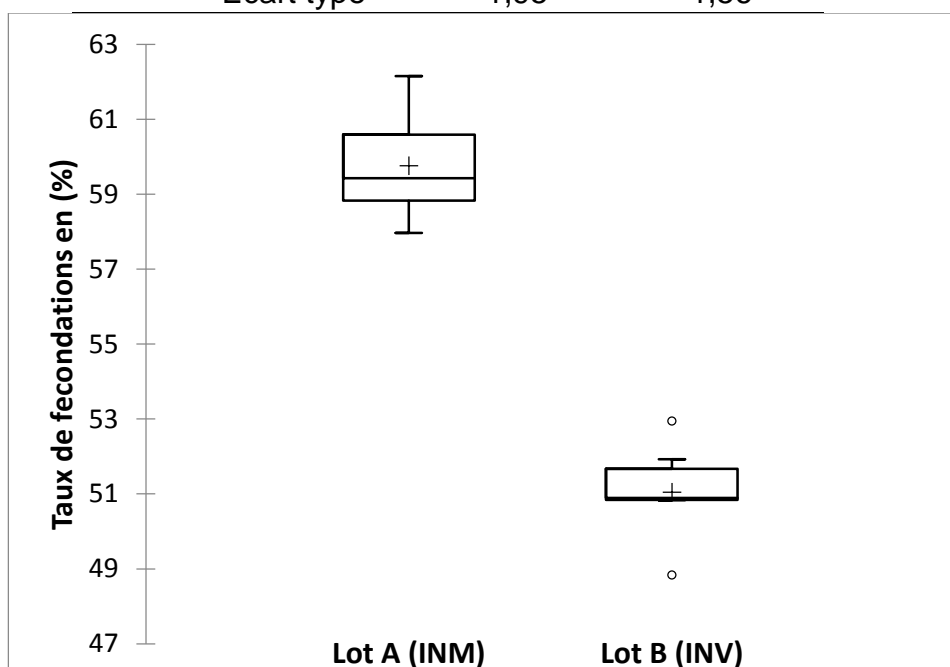


Figure 4. 16: Variabilité du taux d'éclosion des œufs chez *S. Lucioperca* des deux lots A et B

4.4.2.3. – Taux d'éclosion

Globalement les taux d'éclosions varient de 24,68% à 30,65% dans le lot A et de 11,21% à 24,78% dans le lot B (tab. 4.12 ; fig. 4.17). Une différence hautement significative est observée entre les taux d'éclosion des deux lots (test t, $p = 0,0017$). Ceux deux lots A sont plus élevés que ceux du lot B avec respectivement $27,36 \pm 2,56\%$ et $17,62 \pm 5,03\%$. (tab. 4.12).

Tableau 4. 12:Données relatives aux taux d'éclosions des œufs de *S. Lucioperca* des lots, A et B

Géniteurs	Taux d'éclosions (%)	
	Lot A	Lot B
G1	26,88	14,25
G2	30,41	15,05
G3	25,91	11,21
G4	24,68	24,78
G5	30,65	21,38
G6	25,61	19,05
Moyenne	27,36	17,62
Ecart type	2,56	5,03

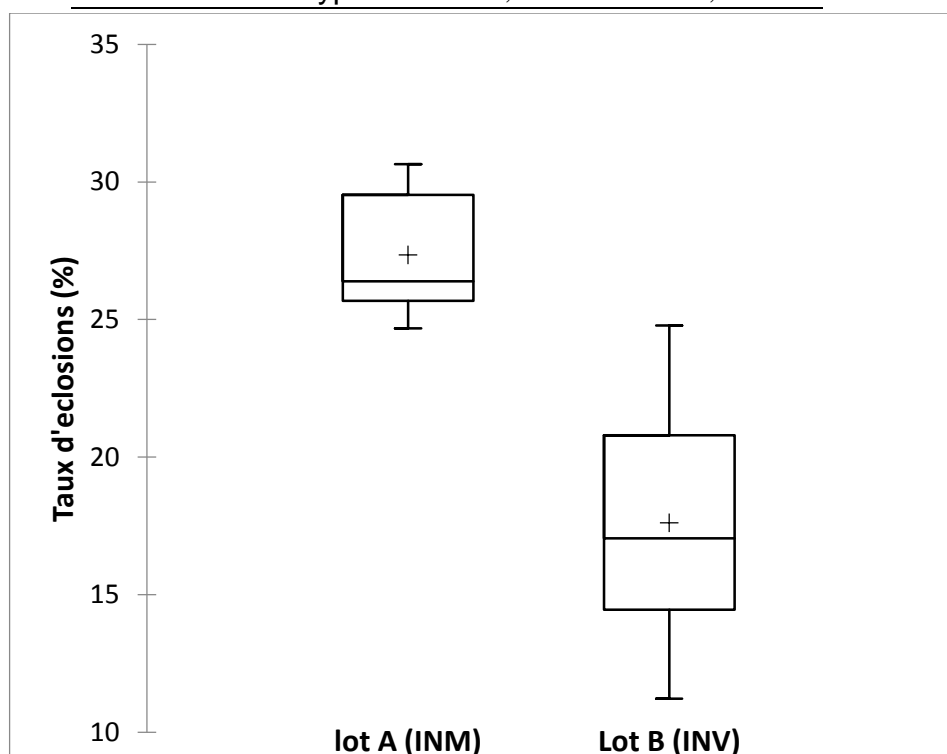


Figure 4. 17: Variabilité du taux d'éclosion des œufs chez *S. Lucioperca* des lots A et B

4.4.3. – Facteurs d'influence de la reproduction

L'évaluation de la reproduction se base sur les taux d'éclosions (TEM, TEI), taux de fécondations (TFM, TFI), le poids et le volume du frai (POM, POI et VOM, VOI). A travers la matrice de Pearson (tab. 4.13 A), nous constatons que les taux d'éclosions des œufs obtenus par voie INM (TEM) sont inversement proportionnels aux POM (-0,824) et à l'IGS (-0,872). Aucun des facteurs étudiés n'influence les taux d'éclosions obtenus par voie INV (TEI ; tab. 4.13 B).

Le volume des frais obtenus en INM (VOM) sont corrélés d'avantage avec l'IGS (0,984), le POM (0,979) et le PM (0,815) alors que ceux obtenus en INV ils sont

corrélés uniquement avec l'IGS (0,935) et le POI (0,921). Contrairement à l'IGSM qui est corrélé avec le POM (0,993) et le PM (0,823), les IGSI sont corrélés avec le POI (0,997), le PI (0,885) et la TI (0,884).

Tableau 4. 13: Matrice de Pearson des facteurs de reproduction de *S. Lucioperca*, par voie intramusculaire (A) et invasive (B)

(A)								
Vari ables	TE M	TF M	V OM	N OM	P OM	P M	T M	IG SM
TEM	1	0, 540	- 0,798	- 0,023	- 0,824	- 0,601	- 0,448	- 0,872
TFM	0, 540	1	- 0,683	- 0,049	- 0,704	- 0,598	- 0,604	- 0,693
VO M	- 0,798	- 0,683	1	- 0,058	0, 979	0, 815	0, 736	0, 984
NO M	- 0,023	- 0,049	- 0,058	1	0, 011	- 0,277	- 0,176	0, 016
POM	- 0,824	- 0,704	0, 979	0, 011	1	0, 874	0, 811	0, 993
PM	- 0,601	- 0,598	0, 815	- 0,277	0, 874	1	0, 973	0, 823
TM	- 0,448	- 0,604	0, 736	- 0,176	0, 811	0, 973	1	0, 740
IGS M	- 0,872	- 0,693	0, 984	0, 016	0, 993	0, 823	0, 740	1
(B)								
Varia bles	TE I	TF I	V OI	N OI	P OI	PI	TI	IG SI
TEI	1	0, 607	0, 557	- 0,131	0, 449	0, 574	0, 471	0, 422
TFI	0, 607	1	0, 744	- 0,439	0, 465	0, 398	0, 478	0, 481
VOI	0, 557	0, 744	1	- 0,102	0, 921	0, 778	0, 796	0, 935
NOI	- 0,131	- 0,439	- 0,102	1	- 0,061	- 0,303	- 0,403	- 0,037
POI	0, 449	0, 465	0, 921	- 0,061	1	0, 914	0, 909	0, 997
PI	0, 574	0, 398	0, 778	- 0,303	0, 914	1	0, 966	0, 885
TI	0, 471	0, 478	0, 796	- 0,403	0, 909	0, 966	1	0, 884
IGSI	0, 422	0, 481	0, 935	- 0,037	0, 997	0, 885	0, 884	1

Légende : TE (Taux d'éclosions) ; TF (taux de fécondations) ; VO (Volume du frai) ; NO (Nombre d'œufs) ; PO (poids du frai) ; P (poids des géniteurs) ; T (taille des géniteurs) ; IGS (indice gonado-somatique) ; M (voie intramusculaire) ; I (voie invasive)

4.5 Discussion

Les profils biométriques des géniteurs et la diagnose de reproduction de *Sander Lucioperca* sont abordés

- **Profils biométriques des géniteurs sandre**

Les géniteurs mâles et femelles de *S. Lucioperca* utilisés dans notre expérimentation, se caractérisent par des facteurs poids et tailles hétérogènes. L'homogénéisation de ces deux facteurs aurait été possible par l'élimination des individus qui correspondent aux outliers de la figure 4.1., ou tout simplement par un choix de facteurs biométriques centriques des géniteurs faisant en sorte que ces derniers soient homogènes. Cependant, sans cette hétérogénéité, la variation des quantités de laitance obtenues n'aurait pas été possible et que l'homogénéité de ces géniteurs males aurait constitué un risque qui aurait pu aboutir à une production de laitance faible ou quasiment nulle. Effectivement, dans la nature, il est connu que la taille et le poids agissent sur la qualité du renouvellement des stocks de *S. Lucioperca* en affectant la qualité de la gamétogenèse [27]. Chez les males le taux de matières grasses est le facteur le plus déterminant de la qualité des spermatozoïdes en terme de concentration et de mobilité [28]. Il est connu que la reproduction de cette espèce est influencée par divers facteurs physiologiques et écologiques. Il s'avère qu'histologiquement, le développement des gonades commence quand la longueur totale de cette espèce atteint 5,7 cm : l'ovogenèse a lieu au-delà de 7,9 cm, alors, qu'à cette taille, aucune spermatogenèse n'est observée chez les males. Ainsi, l'ovogenèse commence plus tôt, à une taille plus petite chez les femelles que la spermatogenèse chez les mâles [29], [30]. En effet, l'âge et la taille de première maturité sont généralement liés au taux de croissance [31]: une forte croissance entraîne une maturité précoce à des tailles réduites. Or, le taux de croissance dépend beaucoup de la localisation de la population sur le gradient latitudinal. D'autre part l'acquisition de la maturité sexuelle peut être aussi sous la dépendance de la ressource trophique [32].

Par rapport à ces données, nous considérons que la maturité des géniteurs mâles et femelles n'est pas une contrainte dans cette expérimentation. Il est à noter que des études ont également montré que la photopériode et certaines substances nutritives présentes dans l'alimentation des larves et juvéniles de *S. Lucioperca* agissent sur la typologie sexuelle de cette espèce ; d'ailleurs le *nonylphenol*, qui est un composé organique synthétique biodégradable mais toxique car bio-accumulable et relativement persistant, qui peut être obtenu de la dégradation des alkyl phénols éthoxylés engendre, suite à son ingestion durant une durée minimale de sept jours, un hermaphrodisme chez cette espèce [28], [29].

- **Diagnose de la reproduction**

L'ovogenèse induite par les deux voies chez *S. Lucioperca* s'avère similaire sur le plan massique et volumétrique alors que différente sur le plan numéral ; pourtant une corrélation devrait exister entre volume, masse et nombre [33]. Étant donné que l'indice gonado-somatique est le même pour les deux lots expérimentaux et que sa grandeur est tout à fait comparable aux valeurs habituellement trouvées pour le sandre [33], [34], cette différence numérale du frai pourrait être liée au diamètre des œufs qui serait plus grand sous l'induction intramusculaire. De telles différences de diamètres des œufs sont connues pour être influencées par la taille des femelles ; où effectivement, il a été constaté que la fécondité absolue augmente avec la taille des femelles, tandis que la fécondité relative décroît linéairement avec la taille [35], [36]. De là, il ressort que la taille des ovocytes est positivement corrélée à la taille des larves et que leur chance de survie est d'autant plus importante qu'elles sont grandes [37]. Le sandre est donc capable d'adapter sa stratégie de reproduction en modulant son âge et sa taille de première reproduction, ainsi qu'en ajustant sa fécondité et son diamètre ovocytaire au sein même de la population en fonction des caractéristiques du milieu [33]. À cela s'ajoute l'influence de l'effort de pêche, la maturité des géniteurs est enclenchée précocement ou tardivement selon le niveau du stock de *S. Lucioperca* disponible dans l'écosystème concerné [38]. Nous pouvons donc raisonnablement affirmer que, si c'était le cas, l'induction hormonale par voie intramusculaire du *S. Lucioperca* investit dans la reproduction plus en termes de survie des larves qu'en termes d'effectif. Ceci est avéré à travers les résultats des taux de fécondités et d'éclosions qui sont supérieurs avec les frais obtenus par induction intramusculaire que ceux obtenus par la méthode invasive.

Aucune considération n'est donnée à la température de l'eau connue pour son influence directe sur la reproduction, les taux d'éclosions et le taux de survie des larves, du fait que les deux lots de géniteurs étaient soumis aux mêmes conditions expérimentales.

En effet, la température agit directement sur la gamétogenèse : des températures modérées (12-15 ° C pour) pendant au moins 3 mois sont nécessaires pour procéder à la première maturation chez le sandre juvénile. L'effet le plus efficace est observé à 12 ° C, tandis que des températures élevées (23 ° C) ou faibles (6 ° C) empêche la maturation gonadique. Ainsi, la température régule l'ARNm des hormones LH β et FSH β chez les femelles à vitellogenèse précoce et de la spermatogenèse moyenne chez les mâles [39]. Effectivement, le début de la période de reproduction dépend étroitement de la température : plus celle-ci sera douce et plus tôt les sandres se reproduiront [35]. Une température comprise entre 12 et 16°C réduira la durée d'incubation, et donc la probabilité de mortalité des œufs par prédation ou moisissures et produira des larves plus grandes et mieux formées [33], [40]. Au final cela augmentera les chances de survie des larves. Un réchauffement précoce des eaux va aussi accroître la densité de zooplancton, principale source de nourriture des larves, ce qui est aussi crucial pour leur survie [41]. En final, une température plus clémente de mars à avril permet aux larves d'éclore plus tôt et dans de bonnes conditions, de grandir plus vite, d'atteindre plus rapidement le stade piscivore et donc d'augmenter leur chance de survie par évitement des prédateurs et par augmentation de leur capacité de nutrition [42]–[44]. (Buijse & Houthuijzen, 1992; Houde, 1994; Koonce et al., 1977). En revanche, la température ne semble pas influencer sur la survie des larves passées le mois d'avril. Il semblerait donc que la force de la cohorte soit déterminée dès les premières semaines après l'éclosion comme cela a été suggéré par Kjellman et al., [45]. A noter que la température influant positivement sur la date de la période de reproduction, la durée d'incubation et le taux de croissance des larves, la période de forte mortalité des larves est probablement plus précoce et plus courte pour les populations du sud [46](Lappalainen, 2001).

4.5 Conclusion

Les succès enregistrés dans la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus* au niveau de la ferme El Zahra plaident indéniablement en faveur d'une généralisation de l'application des protocoles pour stimuler les élevages de ce poisson dans les zones arides et semi-arides. L'induction de *Clarias gariepinus* avec les hormones HCG et FSH-LH a donné des résultats prometteurs, mais d'autres travaux doivent être effectués afin de déterminer les doses exactes d'induction. Il sera important de considérer que des géniteurs matures, non stressés et bien nourris constitueront le facteur essentiel de la réussite de la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*.

Ainsi, ce travail démontre qu'il est possible de procéder :

- à l'extraction d'hypophyse.
- à la castration des géniteurs mâles,
- à la détermination du temps de latence favorable pour le stripping des femelles et que ce temps de latence est aussi variables en fonction de la taille de l'abdomen du géniteur et de la température de l'eau,
- Et à la formulation d'aliments pour les stades larvaire et alevin.

Pour l'étape de l'embryogenèse de *C.gariepinus*, les moyens que nous avons improvisés pour cette phase (bouteilles en plastique d'un volume de 5 litres) sont à l'origine de quelques échecs. En contraste avec la paroi en verre d'une bouteille de Zoug conventionnelle, la paroi plastique des bouteilles conçues n'est pas appropriée de même que leur forme qui a influé négativement sur l'écoulement de l'eau à l'entrée et à l'évacuation du fluide. Bien que l'éclosion soit apparue après 24h d'incubation à 28C°, notre dispositif a provoqué une forte adhésivité et a empêché les œufs de rester en suspension. Ceci a engendré un état d'étouffement et des mortalités élevées avec l'apparition de saprolegnoses. Il est donc indispensable de disposer de bouteilles de Zoug pour parvenir à de meilleurs résultats.

Le travail de recherche avait pour but de faire une comparaison entre un poisson d'eau chaude *Clarias gariepinus* omnivore dans les conditions de vie sont

diamétralement opposé à celle du *Sander Lucioperca* espèce d'eau froide carnassière.

La reproduction artificielle de *Sander Lucioperca* par voie non invasive a dépassé le stade expérimental. Nos résultats nous ont permis de trouver réponses à nos interrogations concernant l'induction par cette voie et également concernant l'alimentation pendant la phase larvaire qui est la phase la plus critique de la vie post-embryonnaire des poissons.

Finalement, compte tenu des aléas pluviométriques, du réchauffement climatique, du risque d'assèchement des hydrosystèmes (barrages, lacs, retenues collinaires, étangs), et des pressions anthropiques croissantes et particulièrement la pollution des écosystèmes, nous estimons que dans le milieu naturel, l'ichtyofaune (autochtone et allochtone) est grandement menacée.

Pour cela il est impératif et judicieux de préserver continuellement des géniteurs de *Clarias gariepinus* et de *Sander Lucioperca*, ainsi que d'autres espèces de poissons d'eau douce dans des environnements naturels ou artificiels protégés par des mesures conservatoires afin de préserver une sorte de réservoir génétique de l'ichtyofaune à même de servir au moment voulu, à des opérations de peuplement ou de repeuplement de nos plans d'eau. Cette optique ne fera que préserver le patrimoine ichtyologique de l'Algérie. La maîtrise de la reproduction artificielle est la solution pour éviter le recours aux importations massives de poissons et permettra aussi de diminuer les risques conséquents dans les hydro systèmes.

CONCLUSION GENERALE

Au terme de notre travail, nous pouvons conclure que les résultats enregistrés dans la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus* au niveau de la ferme El Zahra plaident indéniablement en faveur d'une généralisation de l'application des protocoles pour stimuler les élevages de ce poisson dans les zones arides et semi-arides. L'induction de *Clarias gariepinus* avec les hormones HCG et FSH-LH a donné des résultats prometteurs, mais d'autres travaux doivent être effectués afin de déterminer les doses exactes d'induction. Il sera important de considérer que des géniteurs matures, non stressés et bien nourris constitueront le facteur essentiel de la réussite de la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*. Ainsi, ce travail démontre qu'il est possible de procéder :

À l'extraction d'hypophyse.

À la castration des géniteurs mâles,

À la détermination du temps de latence favorable pour le stripping des femelles et que ce temps de latence est aussi variables en fonction de la taille de l'abdomen du géniteur et de la température de l'eau, et à la formulation d'aliments pour les stades larvaire et alevin.

Pour l'étape de l'embryogenèse de *C.gariepinus*, les moyens que nous avons improvisés pour cette phase (bouteilles en plastique d'un volume de 5 litres) sont à l'origine de quelques échecs. En contraste avec la paroi en verre d'une bouteille de Zoug conventionnelle, la paroi plastique des bouteilles conçues n'est pas appropriée de même que leur forme qui a influé négativement sur l'écoulement de l'eau à l'entrée et à l'évacuation du fluide. Bien que l'éclosion soit apparue après 24h d'incubation à 28C°, notre dispositif a provoqué une forte adhésivité et a empêché les œufs de rester en suspension. Ceci a engendré un état d'étouffement et des mortalités élevées avec l'apparition de saprolegnoses. Il est donc indispensable de disposer de bouteilles de Zoug pour parvenir à de meilleurs résultats.

Le travail de recherche avait pour but de faire une comparaison entre un poisson d'eau chaude *Clarias gariepinus* omnivore dans les *conditions* de vie sont diamétralement opposé à celle du *Sander Lucioperca* espèce d'eau froide carnassière.

La reproduction artificielle de *Sander Lucioperca* par voie non invasive a dépassé le stade expérimental. Nos résultats nous ont permis de trouver réponses à nos interrogations concernant l'induction par cette voie et également concernant l'alimentation pendant la phase larvaire qui est la phase la plus critique de la vie post-embryonnaire des poissons.

Finalement, compte tenu des aléas pluviométriques, du réchauffement climatique, du risque d'assèchement des hydrosystèmes (barrages, lacs, retenues collinaires, étangs), et des pressions anthropiques croissantes et particulièrement la pollution des écosystèmes, nous estimons que dans le milieu naturel, l'ichtyofaune (autochtone et allochtone) est grandement menacée.

Pour cela il est impératif et judicieux de préserver continuellement des géniteurs de *Clarias gariepinus* et de *Sander Lucioperca*, ainsi que d'autres espèces de poissons d'eau douce dans des environnements naturels ou artificiels protégés par des mesures conservatoires afin de préserver une sorte de réservoir génétique de l'ichtyofaune à même de servir au moment voulu, à des opérations de peuplement ou de repeuplement de nos plans d'eau. Cette optique ne fera que préserver le patrimoine ichtyologique de l'Algérie. La maîtrise de la reproduction artificielle est la solution pour éviter le recours aux importations massives de poissons et permettra aussi de diminuer les risques conséquents dans les hydro systèmes.

RECOMMANDATIONS.

Afin de développer davantage la pisciculture en Algérie les suggestions suivantes doivent être prises en considération.

Pour l'élevage extensif en milieu naturel :

Introduction des espèces allochtones doit être précédée d'une étude de la biomasse afin de choisir les poissons capable d'utiliser les niches écologiques sans pour autant déstabilisé le biotope et nuire aux espèces autochtones.

Introduction de palmipèdes dans des retenues collinaires, afin d'apporté un amendement naturel riche en micronutriments dans le but de fertiliser les plans d'eau et créer des blooms planctoniques favorables pour la nutrition des poissons.

Utilisation pour l'irrigation de l'eau fertilisée car de par sa teneur en micro et macro éléments elle augmentera la productivité des terres agricoles.

Autorisé uniquement des pêcheurs respectant la biologie des espèces et utilisant des engins de pêche appropriés.

Elevage intensif en bassins.

Formation d'un personnel qualifié et valorisation de la compétence.

Disponibilité d'eau et d'énergie

Etang avec système de vidange

Disponibilité d'aliment starter, engraissement, géniteurs.

D'une écloserie.

D'une chaine de froid.

PERSPECTIVES

L'Algérie de par son climat favorable et la disponibilité de plans d'eaux naturelles offre des perspectives nouvelles pour le développement de l'aquaculture .En effet les poissons poïkilothermes trouvent des biotopes favorables pour leur croissance et leur reproduction et à ce titre il nous parait opportun de proposer les programmes de recherches suivants :

Recherche en nutrition afin que l'aliment réponde aux exigences biologiques des espèces nobles élevées en intensif et qui sont tributaire de l'aliment artificiel.

En techniques de reproduction semi contrôlée et artificielle.

En élevage intensif et super intensif.

En amélioration génétique.

Triploidie,

Tetraploidie

Gynogenèse

Androgenèse

Population monosex

Néo-male.

Toutes ces techniques innovantes permettront d'augmenter la production aquacole et de diminuer le prix du kg de poisson qui reste encore très élevé en Algérie.

APPENDICE A**Liste des abréviations**

ACTH :	Adeno corticotrop hormone
ADH :	Anti diuretique hormone
Doca :	11-desoxycosterone acétate
FSH :	Follicule stimuline hormone
GnRH :	Gonadoliberine+ou+gonadostimuline releasing hormone
GRIF:	Gonadotropin inhibitory factor
HCG:	Humanchorionicgonadotropin
GTH:	Gonadotrophine hormone
ISG:	Index somatogonadique
LH:	Luteinizing Hormone
NPO:	Nucleus Préopticus
NLT:	Nucléus lateralis tuberis
PGSI:	pseudo index somato gonadique.
PIM:	Pimozid: GNRH+antagoniste dopamine
RH:	Releasing hormone
STH:	Somatotrop hormone
UI :	Unité internationale

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. C. Ducarne and J. C. Micha. Techniques de production intensive du poisson chat africain, *Clarias gariepinus*. Tropicultura, 21 :4, 2003.
2. H. Hogendoorn. Controlled propagation of the african catfish, *Clarias lazera* (c. and v.). 1. Reproductive biology and field experiments. Aquaculture, 17 :323–33,1979.
3. J. Kouril and O. Inhart. Induced spawning of perch by means of a GnRH analogue. Aquacult. Int, 5 :375 – 377, 1997.
4. M. Legendre and al. Spawning and management of gametes, fertilized eggs and embryos in siluroidei. Aquat. Living Resources, 4 :227–240, 1996.
5. M. Le Berre. Faune du Sahara-poisson amphibiens reptiles. tome 1. Chabeau. France, page 332, 1989.
6. L. Horvath and B. Urbanyi. *Clarias gariepinus*. reproduction et suivi larvaires. Livre Agrarie Kiads Budapest, pages 332–334, 2000.
7. F. Radics and P. Miller. Szarvas fish kft elevege intensif de *Clarias gariepinus*. Livre Agrarie Kiads Budapest, 98 :92 – 94, 2005.
8. O. Schlumberger. Mémento de pisciculture d'étang. 4eme édition de CEMAGREF, pages 120–132, 2002.
9. Meddour and K. Bouderdia. Biodiversité et développement piscicole au parc national el kala-algérie. Report of the International Workshop on Marine Biodiversity in Muslim Countries, Algiers 22-24 October 2001. INOC-MPRH-IDB, INOC Workshop Report N° 07, Izmir, Turkey, pages 42–51, 2001.
10. Meddour and A. Rouabah. Expérimentations sur la reproduction artificielle d'espèces d'intérêt piscicole. 1er Séminaire International de Biologie et Physio- pathologie de la Reproduction. Université El Hadj Lakhdar Batna, 2005.
11. Meddour. Pisciculture et Biodiversité de la Parasitofaune des Poissons dans le Nord-Est de l'Algérie. PhD thesis, Thèse de Doctorat es Sciences, Option Sciences Vétérinaires, Institut des Sciences Vétérinaires, Université de Targu, 2009.
12. D. E. Zouakh. Hydrosystemes continentaux et valorisation des ressources ichtyologiques d'Algérie. PhD thesis, Thèse de Doctorat d'état. Faculté des Sciences Biologiques, USTHB, Alger, 2009.

13. C. Leveque and al. Biologie et écologie des poissons d'eau douce africain. biologie and écologie and fresh water fishes. Ed ORSTOM, Paris, page 508, 1988.
14. S. Rukéra Tabaro, J. C. Micha, and C. Ducarne. Essai d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *tropicultura*, 23 :4, 2005.
15. Pascal Lorange. Biology stock assesment and fishery. American fisheries Symposium, Bethesda, MS, USA, 63 :365 – 397, 2008.
16. H. M. Kara. Freshwater fish diversity in algeria with emphasis on alien species. *Eur. J. Wildl. Res.*, 58 :243–253, 2011.
17. Samraoui and al. Rotifera, cladocera, copepoda and ostracoda from coastal wet lands in northeast algeria. *Arch. Hydrobiol.*, 386 :183–193, 1998.
18. I. Doadrio, R. Bouhadad, and A. Machordom. Genetic differentiation and biogeography in saharan populations of the genus *barbus* (osteichthyes, cyprinidae). *Folia Zoologica*, 47 :7–20, 1998.
19. D. E. Zouakh, H. Adjout, B. Bouali, A. Meddour, and R. Bouhadad. Pisciculture saharienne en algérie. *Bilan et Perspectives.*, 3 :3–07, 2006.
20. R. Bacha, M. et Amara. Les poissons des eaux continentales d'algérie. étude de l'ichtyofaune de la soummam. *Cybium*, 3 :31, 2007.
21. D. E. Zouakh and A. Meddour. Current situation of aquaculture in algeria. *Aquaculture Europe. Conference, Istanbul, Turkey, 2007, pages 24–27, November 2007.*
22. S. Ould-Rouis, A. Ould-Rouis, J. Micha, and A. Arab. Reproductive biology of cyprinidae *barbus callensis* in the hamiz reservoir (algeria). *Tropicultura*, 30 :2, 2012.
23. F. Mimeche, M. Biche, A. Ruiz-Navarro, and F. J. Oliva-Paterna. Population structure, age and growth of *luciobarbus callensis* (cyprinidae) in a man-made lake from maghreb (ne, algeria). *Limnetica*, 2 :391–404, 2013.
24. F. Mimeche, M. Biche, and F. Oliva-Paterna. Abundance. 33, Sant Domènec, Girona, Spain, 2014.
25. F. Mimeche. Ecologie du barbeau algérien *Luciobarbus callensis* (Valenciennes, 1842), (Pisces : Cyprinidae) dans le barrage El Kob (M'Sila). PhD thesis, These de Doctorat. Ecole Nationale Supérieure Agronomique, EL Harrach Alger, 2014.

26. F. Mimeche and M. Biche. Length-weight relationships of four non-native cyprinid from the semi-arid region in north-east of Algeria. *AAFL Bioflux*, 8 :82–88, 2015.
27. A. Morsi, F. Mimeche, and M. Biche. Age structure and growth of Algerian barbell *Luciobarbus callensis* (Valenciennes Cyprinidae) in El-Harrach river (north of Algeria). *AAFL Bioflux*, 8 :475–484, 2015.
28. M. Djeddar and S. E. Douraudj. Biology stock assessment and fishery. American Fisheries Symposium, Bethesda, MS, USA, 63 :365 – 397, 2008.
29. A. Rouabah and G. Georges. Synthèse des données biologiques dans la reproduction artificielle des cyprinidés. Station piscicole de Harreza, Rapport d'activité. Centre d'Etudes et de Recherches Piscicoles (CERP), Alger, 45, 1989.
30. A. Meddour, A. Rouabah, K. Meddour-Bouderda, A. Remili, and Y. Khatal. Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Sander Lucioperca*, hypophthalmichthys molitrix et *Aristichthys nobilis* en Algérie. *Sciences and Technologie*, 23 :63–71, 2005.
31. A. Meddour, A. Rouabah, A. Remili, and Y. Khatal. Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Stizostedion Lucioperca*, hypophthalmichthys molitrix, *Aristichthys nobilis* en Algérie. XVIIème Congrès Vétérinaire Maghrébin, Union Maghrébine Vétérinaire et Société Algérienne de Médecine Vétérinaire, UMV- SAMV, Alger, 0, pages 3–05, Mai 2000.
32. M. Ogata, H. KOTANI, and K. YAMAMOTO. Serological comparison of bovine ureaplasmas. *Japanese Journal of Veterinary Science* 41, 1979.
33. A. Meddour, A. Rouabah, K. Bouderda, A. Remili, and Y. Khatal. Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Sander Lucioperca*. Hypophthalmichthys molitrix et *Aristichthys nobilis* en Algérie. *Sciences and Technologie C*, 23, pages 63–71, 2005.
34. A. Meddour, A. et Rouabah. Statut de l'aquaculture en Algérie : Bilan et perspectives de développement. XXIIIème Congrès Maghrébin Vétérinaire, Hammamet, Tunisie, 20 :14–15, Avril 2006.
35. A. Rouabah, et A. Meddour. Perspectives de développement de la pisciculture en Algérie par induction hormonale. XXIIIème Congrès Maghrébin Vétérinaire, Hammamet, Tunisie, pages 14–15, Avril 2006.

36. Sz Nereth, M. Bodes, I. Itzes, and M. Bercserye. Technique nouvelle de la ferme- ture de la papille genitale avant ponk. *Revue scientifique* N13, 98 :92, 2007.
37. D. E. Zouakh and A. Meddour. Experiments on induced reproduction of african catfish *Clarias gariepinus* (pisces, clariidae). In First International Conference on and Syria Lattakia, editors, *Biodiversity of the Aquatic Environment : Towards a Diverse and Sustainable World*, pages 13–15, December 2010.
38. I. C. Liao. Experiments on induced breeding of the grey mullet in taiwan from 1965-1973. *Aquaculture*, 6 :31–58, 1975.
39. N. Poulet. *Le Sander Sander Lucioperca*. biologie, comportement dynamique des populations de Camargue. PhD thesis, these Doct sciences Universite de Tou- louse III.252, 2004.
40. M. Huet. *Trait de pisciculture* edı½de wyngaert. Bruxelles, page 718, 1970.
41. L. Horvalth, M. Bercseryi, and T. Miller. *Sander Lucioperca*. elevage en etay. SZIE- GODOLLO, 1 :174, 2009.
42. R. Billard and B. Breton. Rhythms of reproduction in teleost fish. In J. E. Thorpe, editor, *Rhythmic activity of fishes*, pages 31–53. Academic Press, 1978.
43. D. Leveque, C. et Paugy. *Les poissons des eaux continentales africaines :diversité,écologie, utilisation par l’homme*. 4eme édition ,Ed RD,Paris, 504, 2006.
44. J. Peterka, J . Matena, and Lipka J. The diet and growth of larval and juvenile pickeperch(stézostedion *Lucioperca* (l)).comparative study of fish ponds and re- servoir. *Aquaculture international* N11, pages 37–348, 2003.
45. Z. Zakes and K. Demeska. Artificial spawning of pikeperch(*Sander Lucioperca* l)stimulated with human chorionic gonadotropin (hcg)and mammalian gnrh analogue with a dopamine inhibitor. *Archives of polishfisheries*, 13 :63–75, 2005.
46. J. D. Arrignon. É.
47. G. Bernabe. *Bases biologiques et écologiques de l’aquaculture*. ed.Lavoisier, Paris, page 520, 1991.
48. M. Bodis. Investigations on the technological parts of intensive pickperch pro- duction. PhD thesis, These Doct of Doctoral school of animal

- and Agricultural Environnement and sciences.University of Panonia Keszthely, 2008.
49. G. Teugel, L. Melanie, and Stiassny J. Poissons d'eau douces et saumâtres de basseGuinée,ouest de l'Afrique centrale, volume 1. Ed.IRD,PARIS, 2007.
 50. A. Dubois. Présentation, philosophie, regles majeures, problemes actuels. Code international de Noreuclature Zollogique, pages 355–402, 2008.
 51. C. Leveque and D. Paudy. Les poissons des eaux continentales africaines :diver- sité écologie utilisation par l'homme. page 508. IRD,Paris, 1990.
 52. G. Teugel. A systematic revisions of the african species of the genus *Clarias*(pisces claridae)ed. Annales Musée royal de l'Afrique centrale, 247:1–199, 1986.
 53. PH. Skelton, D. Twedde, and PBN Jackson. Systematic biology and exploitation.Cyprends of Africa, pages 211–239, 1991.
 54. Y. Moreau, C. Leveque, and M. N. Bruton. Physiologie de respiration.G.W.S.sentogo. Biology and écology of Africanfreshwater fisher., page 508, 1988.
 55. G. De Graaf and J. Janssen. Artificial reproduction and pond rearingof the african catfish,*Clarias gariepinus* in sub-saharan africa. FAO fisherie technical paper 362,FAO,Rome, 1996 :100.
 56. M. N. Burton. The breeding and early developpement of *Clarias* g (pisces :clari- dae) in lac sibaya, south africa. Transaction if zooligel society. London, 35 :1 – 45,1979.
 57. J. Richir. La valorisation des sous produits agro industriels dans l'alimentation du poisson chat africain, *Clarias gariepinus*,au rwanda. 5 :6.
 58. F. M. Tomedi. Influence d'un phytohormone sur l'ostrogene de quelques especes de poissons de la famille des corridae.
 59. I. Imoru Toko. Amélioration de la production halieutique des trous traditionnels à poissons (whedos) du delta de l'Ouémé(sud Bénin).Elevage de poissons chats *Clarias gariepinus* et Heterobronchus longifilis. 2007.
 60. C. Lévêque and D. Paugy. Eaux continentales africaines. diversité, ecologie, uti- lisation par l'homme. IRD : Paris, France., 1999.
 61. M. A. Hossain, M. C. M. Beveridge, and G. Haylor. The effects of density,light and shelter on the growt and survival of african catfish(*Clarias*

- garipepinus* bur- chell,1822). Fingerlings .Aquaculture,160, pages 251–258, 1998.
62. M. N. Bruton. The breeding hologn and early developpement of *Clarias garie- pessus* (pisces : Claridad in luke sbaya south africa). Transaction of the zeological society of london, 35 :47 – 114, 1979a.
 63. W. J. A. R. C. J. J. Richter Viveen, P.G.W.J. van Oordt, J. A. L. Janssen, and E.A. Huis- man. Practical Manual for the Culture of the African Catfish *Clarias garipepinus*. The Netherlands Ministry for Development Cooperation, Section for Research and Technology, 1985.
 64. Brian J Harvey, 1913 Hoar, William S. (William Stewart), and International Deve- lopment Research Centre (Canada). La reproduction provoquée chez les poissons : théorie et pratique. Ottawa, Canada : Centre de recherches pour le développe- ment international, 1980. Publié aussi en anglais sous le titre : The theory and practice of induced breeding in fish.
 65. M. Vosger and Y. Chung. Utilisation de la gnrh pour une induction hormonale.Aquat Toxical, 199 :479 – 491, 2010.
 66. J. N. Ball and B. I. Baker. The pituitary gland : anatomy and histophysiology, in fish physiology, edited by w. In Hoar and D.J. Randall. vol. 2 : Ball, J.N. and B.I, pages 1–110. Academic Press, New York, 1969.
 67. B. Breton and al. Controle periodique de la saison de reproduction en salmoni- culture. Bull. Fr, 288 :35 – 45, 1971,1972,1975.
 68. B. Breton, B. Jalabert, and A. Fostier. Induction de décharges gonadotropes hy- pophysaires chez la carpe (*cyprinus carpio*) à l'aide du citrate de cislomiphene. Gen. Comp. Endocrinol., 25 :400–4, 1975.
 69. B. Breton and C. R. Well. Effets du lh/fsh-rh synthetique et d'extraits hypothala- miques de carpe sur la sécretion d'hormone gonadotrope in vivo chez la carpe (*cyprinus carpio* l.). Hebd. Séances Acad. Sci. Paris, (D), 277:2061–4, 1973.
 70. M. Kavaliers. Pineal involvement in the control of circadian rhythmicity in the lake chub, *couesius plumbeus*. J. Exp. Zool., 209 :33–40, 1979.
 71. V. L. De Vlaming and Vodcnik. Reproductive biology and photogenie of snaker vers. International standard Book number 13, 1977.
 72. A. M. Perks. The neurohypophysis. In W. S. Hoar and D. J. Randall, editors, Fish physiology, pages 111–205. hypothalamus, 2, 1969.

73. A. Fostier and al. Action des steroïdes sexuels. *Aqua. living Ressource*, 2 :161 –168, 1983.
74. R. Billard and R. E. PETER. Stimulation of gonadotropin secretion after castration in rainbow trout. *Gen. comp. Endocrinol*, 33 :163–165, 1977.
75. B. Jalabert and al. Gele de la ganetrogene. *Bulletin Franyan 2eme trimestre*, pages110 – 150, 1980.
76. H. CH. Boummlaer, R. Billard, and B. Breton. Changes in plasma gonadotropin after ovariectomy and estradiol supplementation of different stages at the end of the reproductive cycle in the rainbow trout(*salmo gairdneri* r.). *Repr.Nutr.dev.*21, pages 989–997, 1981.
77. N. R. Liley. Influence de l'environnement sur l'actart gonadique. *Fish physiology*,9 :116, 1980.
78. Colombo and al. Steroïdes sexuels. *Action des steroïdes sexuels*. 1982.
79. B. Breton, A. Forestier, B. Jalabert, and C. Weil. apport des connaissances fondamentales au controle du cycle reproducteur des poissons d'étangs : limites in billard r.,*la pisciculture en étangs*. pages 149–161. Inra, Paris, 1980.
80. M. Amano, Y. Oka, N. Okutomo, S. Kawashima, and Y. Hasegawa. Immunocyto-chemical demonstration of salmon gnrh and chicken gnrh-ii in the brain of the masu salmon (*oncorhynchus masou*). *J. Camp. Neurol.*, 314 :587–597, 1991.
81. Y. Gothilf, J. A. Munoz-Cueto, C. A. Sagrillo, M. Selmanoff, T. T. Chen, O. Kah, A. Elizur, and Y. Zohar. hormone in a perciform fish (*sparus aurata*) : cdna cha- racterization andbrain localization. *Biol. Repro.* 55, pages 636–645, 1996.
82. N. F. O. Wadurkive. Inducing maturation ovulation and spawning in the african catfish. *Aqua and Fisheries Management*, 24 :625 – 630, 1993.
83. H. Volkoff, J. M. Bjorklund, and R. E. Peter. Stimulation of feeding behavior and food consumption in the goldfish, *carassius auratus*, by orexin-a and orexin-b. *Brain Res*, page 846, 1999.
84. T Yamamoto and al. Molecular genetic elucidation of the tripartite structure of the schizosaccharomyces pombe 72 kda ffiid subunit which contains a wd40 structural motif. *Genes Cells* 2(4), pages 245–54, 1997.

85. C. R. Wirsig-Wiechmann and A. F. Wiechmann. The prairie vole vomeronasal organ is a target for gonadotropin-releasing hormone. *Chem Senses*, 26 :1193–1202, 2001.
86. L. de Vlaming Victor. Environmental control of teleost reproductive cycles: a brief review. *Journal of Fish Biology*, 4(1) :131–140, 1972.
87. J. Goubier. Biogéographie, biométrie et biologie du sandre *Lucioperca Lucioperca* (L), osteichthyen, Percid. PhD thesis, these Doct sciences, Université Claude Bernard, 1975.
88. G. Saglio. Stimuli sensoriel. 1979.
89. G. E. Pickford and J. W. Atz. The physiology of the pituitary gland of fishes. New York, Zoological Society, page 613, 1957.
90. F. Yamazaki. Aquaculture. Larvi Proceeding, pages 160 – 163, 1965.
91. H. J. Chandhuri. Use of hormones in induced spawning carps. *Fish. Res. Board Can.*, 33 :940–7, 1976.
92. R. M. Bhowmick. Observations on the use of human chorionic gonadotropin prepared in the laboratory, inducing spawning in major carp. volume 16, pages 11–12. 1979.
93. F. Y. Chen, M. Chow, and B. K. Sin. Induced spawning of the three major chinese carps in malacca, malaysia. *Malay. Agric. J.*, 47 :24–38, 1969.
94. J. A. Carreon, F. A. Estocapio, and E. M. Enderez. Recommended procedures for induced spawning and fingerling production of *Clarias macrocephalus gunther*. *Aquaculture*, 8 :269–81, 1976.
95. C-m. Kuo, Z. H. Shehadeh, and C. E. Mash. Induced spawning of captive grey mullet (*mugil cephalus l.*) females by injection of human chorionic gonadotropin (hcg). *Aquaculture*, 1 :429–32, 1973.
96. C. Gillet, R. Billard, and B. Breton. Effets de la température sur le taux de gonadotropine plasmatique et la spermatogenèse du poisson rouge *carassius auratus*. *Can. J. Zool.*, 55 :2425, 1977.
97. B. J. Harvey and M. S. Hoar. The theory and practice of induced breeding in fish. Ottawa, Canada, International Development Research Centre, IDRC-TS, 21 :48, 1979.
98. H. M. Kara. L'hormone de la reproduction hors saison. *qua revue N*, 46 :14–16, 1993.

99. D. E. Zouakh and A. Meddour. First experimental controlled reproduction of the black-bass *Micropterus salmoides* (pisces centrarchidae) in algeria. Annual Larval Fish Conference, Kiel, Germany, 32 :4–7, August 2008.
100. G. Bernabé and R. Billard. L'aquaculture de bar et des sbaridés. Ed .INRA,Paris, page 542, 1984.
101. K. Dabrowski, A. Cierezko, L. Ramseyer, and D. Culver. Induction (spermiation et ovulation chez la perche aquaculture). *Aquaculture*, 120:171–180, 1994.
102. D. Gal, K. Lefler, and A. Ronyai. Effet de la temperature de l'eau sur la maturation sexuelle de sandre (sandre *Lucioperca*). *Larvi Procceding*, pages 160 – 163, 2005.
103. M. Legendre and G Teugels. Développement et tolérance à la température des oeufs de *Heterobranchus longifilis* et comparaison des développement larvaires de *H.longifilis* et de *Clarias gariepinus*(teleostei,claridae). *Aquatic Living Resources*, 4 :227–240, 1991.
104. Gilles and al. Manuel de production d'alevins du silure africain *Heterobranchus longifilis*. Ed.Maison neuve et Larose,Paris, 2001.
105. W. J. A. R. C. J. J. Richter Viveen, P. G. W. J. Oordt, J. A. L. Janseen, and E. A. Huis- man. Practical Manual for the Culture of the African Catfish *Clarias gariepinus*. Directorate General International Cooperation of the Ministry of Foreign Affairs, Wageningen, The Netherlands, 2nd ed edition, 1986.
106. M. Huet. Trait de pisciculture. Ed.De Wyngaert.
107. [107] J. Janssen. Elevage du poisson chat africain *Clarias lazera* (cuv .,val,1840) en ré- publique centrafricaine. Document technique N20, 7 :100, 1985.
108. G. De Graaf and J. Janssen. Artificial reproduction and pond rearingof the african catfish,*Clarias gariepinus* in sub-saharan africa. FAO fisherie technical paper 362,FAO,Rome, 1996.
109. J. Arrignon. L'aquaculture de A a Z. Lavoisier, Paris, 2002.
110. E. Woynarovich and L. Horvath. la reproduction artificielle des poissons en eau chaude. manuel de vulgarisation FAO Doc Tech. Pêches, 201 :191, 2000.
111. K. Targonska and D. Kucharczyk. The influence of environmental conditions of spawningof pickeperch(*Sander Lucioperca*). *Finland fisheries* ,

- Institut Poland. Research Institut of fish culture and hydrobiology zatisie, 728, 2008.
112. A. Meddour, K. Meddour-Bouderda, D. Zouakh, B. Soumati, and S. Mehenaoui. Les pathologies transfrontalières de la filière pisciculture en algérie. Proceedings of the LRSE-INOC. 2nd International Colloquium on Biodiversity and Coastal Ecosystem. Editor Choukhi and Inter Islamic Science and Technology Network on Oceanography, INOC, Izmir, Turkey, pages 37–45, 2011.
113. A. Ronyai and al. Propagation of pikeperch (stizostedian *Lucioperca*). The third international Percid Fish symposium, 5 :69, July 2003.

PUBLICATION

Stimulation ovarienne du poisson chat Africain (*Clarias gariepinus*) par action de la Béta hCG de femme gravid.

INDUCTEUR A ACTION OVARIENNE DIRECTE, LA GONADOTROPHINE CHORIONIQUE, DANS LA REPRODUCTION ARTIFICIELLE DU *CLARIAS GARIEPINUS* (BURCHELL, 1822)

ROUABAH Abdelkader⁽¹⁾, KAIDI Rachid⁽²⁾, Djezzar Miliani⁽³⁾

(1) Université Djilali Bounaama de Khemis-Miliana (Algeria) rouabah@yahoo.fr

(2) Université Saad Dahlab de Blida

(3) Université Djilali Bounaama de Khemis-Miliana (Algeria) d.miliani@yahoo.fr

Résumé

Des géniteurs de *Clarias gariepinus* au nombre de 24, issue de la ferme piscicole Rouani zahra Hassi El-fhal (Ghardaïa, Algeria), repartis en lots de 6 males et 6 femelles, ont reçu respectivement l'hormone d'HCG sérique de femme gravide (HCG SR) et l'HCG commercial (HCG CO).

Les deux lots ont répondu favorablement, les quantités d'œufs obtenues sont de 84,16±50,73 gr sous l'HCG SR et de 119,333±15,319 gr sous l' HCG CO. Les quantités de laitance sont de 5,167±0,753 ml sous l'HCG SR et de 5,333±0,816 ml sous l'HCG CO.

Les taux d'éclosion sont comparables, et sont de 68,16±22,04% sous l'HCG SR et de 81,66±1,21% sous HCG CO.

Nos essais sont encourageants et plaident en faveur du développement d'un tel protocole afin de remplacer les glandes pituitaires non purifiées, dont le prix de revient est très élevés, par la β HCG sérique, une hormone spécifique capable de stimuler l'ovule en phase dormante.

Mots clés : *Clarias gariepinus*, HCG, glandes pituitaires, gamètes, éclosion

1. Introduction

Le développement de l'aquaculture en Algérie, par l'introduction de *Cyprinidae*, *Percidae*, *Siluridae* et *Clariidae* nécessite une maîtrise des techniques de reproduction. Parmi ces espèces, le *Clarias gariepinus* (*Clariidae*) est un modèle piscicole de choix en raison de son adaptation au sud algérien, par sa croissance rapide, sa résistance aux pathologies, à la variabilité de son régime alimentaire et à sa capacité de reproduction en milieu confiné (Janssen, 1986).

En Algérie, l'exploitation de cette espèce en pisciculture a été limitée par le manque d'alevins dû à la non maîtrise des techniques de reproduction naturelles et artificielles. A cet effet l'utilisation de facteurs hormonaux est une nécessité qui requiert des techniques parfaitement mise au point répétables et accessibles économiquement.

Ce travail consiste à utiliser sur le poisson chat Africain *Clarias gariepinus* (Bruchell, 1822) un inducteur à action ovarienne directe la β HCG sérique issue de femmes enceintes en raison de son faible cout comparé en particulier à l'hypophyse. L'hormone placentaire de mammifères, la gonadotrophine chorionique humaine (HCG) d'après Pickford et Atz (1957) a un effet stimulant sur les gonades des deux sexes de poissons ; ceci est dû à sa teneur élevée en FSH et LH (Sahani et Rao ,1964). Pour cela, différentes doses de β HCG sérique de femme gravide et β HCG commerciale ont été utilisé sur des géniteurs de *C. gariepinus*. L'évaluation de l'effet de ces deux hormones est exprimée par la quantité de laitance et d'œufs obtenus ainsi que du taux d'éclosion des œufs fertilisés.

2. Matériel et méthodes

L'expérimentation sur l'induction hormonale par l'HCG SR et l'HCG CO, s'est déroulée en 2013 à la ferme aquacole Zahra Hassi El-fhal (Ghardaia, Algeria).

2.1 Préparation de l'HCG sérique (HCG SR)

Le sérum prélevé chez les femmes gravides, dans le laboratoire du Dr Zibouche A. (Ain-Defla, Algeria), se caractérise par des taux d' HCG supérieurs à 1500UIm/ml. La détermination de la concentration de l' HCG (molécule entière et sous-unités beta libres) a été faite par la méthode de dosage Beckman Access Total β HCG qui utilise une technique immuno-enzymatique chimioluminescente (CMIA) à particules magnétiques pour le dosage de la β HCG total dans le sérum humain, à l'aide du système d'immunoalyse Access.

Les échantillons de sérum contenant l' HCG sont conditionnés dans des flacons de 02ml et sont transporté à +4°C vers la station expérimentale Zahra (Ghardaïa, Algeria).

2.2 Choix des géniteurs et induction hormonale

Les géniteurs de *Clarias gariepinus* sont issus de la production piscicole de type extensive pratiquée dans la ferme de *Rouani M.* située au Sahara à Hassi El-fhal dans la wilaya de Ghardaia (Algeria).

L'induction hormonale, a été expérimentée sur des géniteurs mâles et femelles de poids variables dont les caractéristiques sont données sur le tableau 1. L' HCG commercial (HCG CO) est administré à raison de 4000UI/ kg de poids vif (Legendre et al.1991). Cependant, la dose de β HCG sérique de femmes gravides (HCG SR) a été augmentée à 5000 UI/kg pour compenser les impuretés contenues dans le sérum.

Tableau 1. Poids des géniteurs de *C. gariepinus* (A à F) et doses d'hormone (HCG SR et HCG CO) administrées. M : poids moyen des œufs (gr)

Hormones	Sexe / Dose	Doses administrée / N° de Géniteur						
		A	B	C	D	E	F	M
HCG SR	Femelle (gr)	990	800	875	1800	1080	1100	1107,50±
	Dose (UI/kg)	4950	4000	4375	9000	5400	5500	358,55
HCG CO	Femelle (gr)	1200	1090	825	950	1010	1150	1037,50±
	Dose (UI/kg)	4800	4350	3300	3800	4040	4600	138,12
HCG SR	Males (gr)	810	950	1100	1040	1030	980	985±
	Dose (UI/kg)	4050	4750	5500	5200	5150	4900	100,15
HCG CO	Males (gr)	920	960	1020	1040	970	990	983,33±
	Dose (UI/kg)	3680	3840	4080	4160	3880	3960	43,20

2.3 Reproduction

Après sélection et pesage, les géniteurs sont anesthésiés et stimulés par les doses d'HCG SR et d'HCG CO spécifiques à chaque géniteur (Tab. 1). Le streaping nécessite un cumul thermique de 275°Heures (Richter et al ., 1987 ; Ducarne et Micha, 2003) ; soit 10heures à 28°C, température spécifique de l'eau à la ferme Rouani. Les œufs de *C. gariepinus* obtenus sont pesés puis fertilisés par la laitance des males sacrifiés (De Graaf et Jansen, 1996). Cette laitance est quantifiée par la méthode volumétrique.

L'incubation des œufs de chaque femelle est faite sur des frayères dans des bacs aérés de 1000L. Le taux d'éclosion est estimé par le dénombrement des œufs non éclos par rapport à la masse d'œuf obtenus pour chaque géniteur. Le comptage des larves viables confirme les taux d'éclosions.

2.4 Evaluation et traitement de données

L'évaluation de l'efficacité de l'induction d'HCG SR et d'HCG CO chez les géniteurs de *C. gariepinus* est faite par la quantification de la masse d'œuf obtenue par stripping de chaque femelle et de la quantité de laitance produite par les males ainsi que par le taux d'éclosion des œufs fertilisés.

Des tests d'hypothèses paramétrés ou non paramétrés ont été appliqués pour valider les résultats de la reproduction. Deux logiciels ont été utilisés dans les calculs statistiques et l'élaboration des droites de régression, il s'agit d'Excel stat version 2009 et R (R Development Core Team 2010).

3- Résultats

Les résultats portent sur la description des lots de *Clarias gariepinus* et leurs homogénéités par rapport à l'expérience ainsi que sur la reproduction où l'aspect quantitatif est abordé avec uniquement la prise en compte des quantités de gamètes (œufs et laitance) produites sous l'effet de l'HCG SR et l'HCG CO. Quant à l'aspect qualitatif, est exprimé uniquement par les taux d'éclosions des œufs obtenus sous l'action de l'HCG SR et l'HCG CO.

3-1 Description des géniteurs de *C. gariepinus*

Les lots de géniteurs de *Clarias gariepinus*, utilisés dans la mise en évidence de l'activité de l' HCG sérique (HCG SR) et l' HCG synthétique (HCG CO), sont homogènes (femelles et males, t. test, $p \geq 0,66$). Le poids moyens des géniteurs (Tab. 1, Fig. 1) femelles ayant reçu l'HCG SR est de $1107,50 \pm 358,55$ gr et varie de 800 à 1800 gr. Celui des males est de $985 \pm 100,150$ gr et varie de 810 à 1100 gr. Pour les géniteurs (Tab. 1, Fig. 1) femelles ayant reçu l'HCG CO, le poids est de $1037,50 \pm 138,12$ gr et varie de 825 à 1200 gr, alors que celui des males est de $983,33 \pm 43,20$ gr et varie de 920 à 1040 gr.

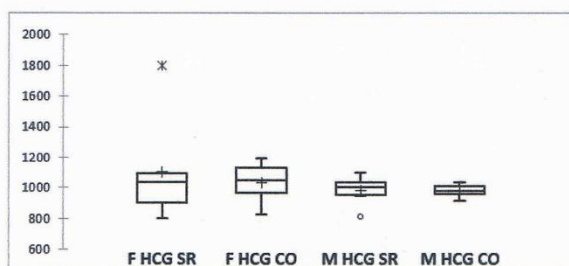


Figure 1. Variabilité du poids (gr) des géniteurs mâles et femelles de *C. gariepinus*. F : Femelle, M : Males

3-2 Reproduction

L'aspect quantitatif de la reproduction, dans lequel seuls les quantités d'œufs et de laitance produites par les géniteurs de *C. gariepinus* sont pris en considération (Fig. 2, Tab. 2), nous permet de constater qu'il n'existe aucune différence significative entre les femelles (Fig. 2a) ayant reçu l' HCG SR et celles induites par l' HCG CO (t. test, $p=0,13$). Cette constatation est également valable pour les males (Fig. 2b) qui ont reçus ces mêmes hormones (t. test, $p=0,72$).

Tableau 2. Quantités d'œufs et de laitance produits par *C. gariepinus* (A à F) sous l'action d'HCG SR et d'HCG CO. M : Poids moyen des œufs/kg de poids vif

Hormones/ Sexe	Gamètes	Quantités de gamètes / N° de Géniteur						
		A	B	C	D	E	F	M
HCG SR/ Femelle	Œufs (gr)	5	60	80	155	115	90	76,00
HCG CO/ Femelle	Œufs (gr)	120	140	130	96	110	120	115,02
HCG SR/ Males	Laitance (ml)	5	6	5	4	5	6	5,25
HCG CO/ Males	Laitance (ml)	5	6	6	6	4	5	5,43

Les quantités moyennes d'œufs produites (Fig. 2a, Tab. 2) sous l'action de l'HCG SR sont de $84,167 \pm 50,736$ gr et varient de 5 à 155gr, alors que celles produites sous l'action de l' HCG CO sont de $119,333 \pm 15,319$ gr et varient de 96 à 140 gr.

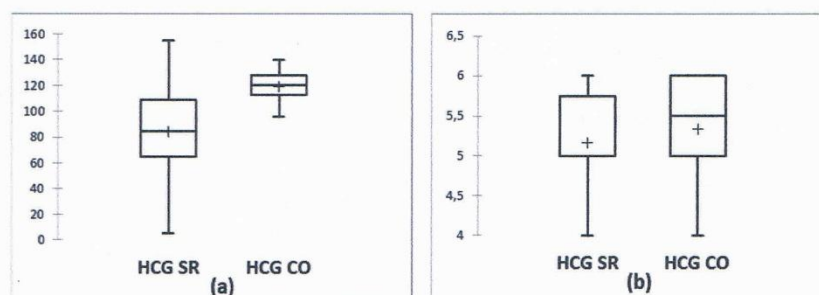


Figure 2. Variabilité des quantités d'œufs en gr (a) et de laitance en ml (b) produits par *C. gariepinus*, sous l'action d'HCG SR et d'HCG CO

Les quantités moyennes de laitance produites (Fig. 2b, Tab. 2) sous l'action de l'HCG SR sont de $5,167 \pm 0,753$ ml et varient de 4 à 6 ml. Celles produites sous l'action de l'HCG CO sont de $5,333 \pm 0,816$ ml et varient également de 4 à 6 ml.

D'un point de vue qualitatif, il n'existe aucune différence significative (t. test, $p=0,16$) entre les taux d'éclosions des œufs issus de l'induction par HCG SR et par HCG CO (Tab. 3, Fig. 3).

Les taux moyens d'éclosion (Fig. 3) sont de $68,16 \pm 22,04\%$ sous l'HCG SR avec une variation de 26 à 88% et de $81,66 \pm 1,21\%$ sous HCG CO avec une variation de 80 à 83%.

Cette large variation des éclosions obtenues sous HCG SR (26 à 88%) est due principalement à l'individu A qui est également apparent sous forme d'outlier sur la figure 3.

Tableau 3. Taux d'éclosions des œufs de *C. gariepinus* obtenus par induction à l'HCG SR et l'HCG CO

Hormones/ Sexe	Géniteurs / Taux d'éclosion (%)					
	A	B	C	D	E	F
HCG SR/ Femelle	26	66	72	88	82	75
HCG CO/ Femelle	81	83	83	80	81	82

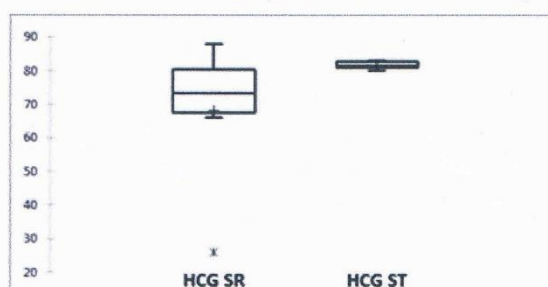


Figure 3. Variabilité des taux d'éclosions des œufs (%) obtenus par induction de *C. gariepinus* à l' HCG SR et l'HCG CO. (*) : Outlier

4. Discussion

Les géniteurs ayant fait l'objet d'une stimulation hormonale à base d'HCG SR et d'HCG CO sont homogène et ont une variation de poids qui n'influence en rien l'aspect qualitatif et quantitatif de la reproduction. Les géniteurs de cette espèce arrivent à maturité sexuelle, selon Richter et al. (1982), à l'âge de 5 à 7 mois en atteignant un poids de 200gr. Néanmoins les femelles ayant un poids supérieur à 200gr, comme c'est le cas des géniteurs que nous avons induits, accusent une meilleure fécondité (Legendre 1992). Il est connu également que la fécondité de la plupart des téléostéens augmente linéairement avec le poids des femelles (Bagenai, 1978 ; Legendre, 1986 et Legendre et Ecoutin, 1989).

Les quantités moyennes d'œufs obtenues sous l'HCG SR et l'HCG CO, respectivement de 76gr/kg et 115gr/kg (Tab.1 et 2), sont comparables à celles obtenues au Cameroun par induction au GNRHa, et dont le poids moyen est de 77gr/kg (Cacot, 2006). Les travaux de Brzuska (2004) ont permis de constater que les quantités d'œufs obtenues et leurs taux d'éclosions sont plus élevés avec l'Ovopel contenant un analogue du GNRHa qu'avec l'hypophyse de carpe.

Les quantités de laitance obtenues sont suffisantes pour fertiliser les œufs issus de la reproduction : 1ml de laitance permet la fécondation de 50kg d'œufs (Hogendoorn and Vismans, 1980)

Les taux d'éclosions des œufs obtenus sous HCG SR sont comparables à ceux obtenus avec HCG CO qui sont respectivement de $68,16 \pm 22,04\%$ et de $81,66 \pm 1,21\%$. Ces résultats sont équivalents à celles obtenus, en conditions standards, à la station de Koupa-Matapit au Cameroun qui sont de 82,3% (Cacot, 2006). Entre 25°C et 29°C, les taux d'éclosions sont supérieurs à 75% (Legendre 1992) ; ce qui corrobore nos résultats obtenus à une température de 28°C.

Le faible taux d'éclosion des œufs issus de l'individu A sous HCG SR (Tab.3), représenté par l'outlier de la figure 3 qui influence la moyenne des éclosions, n'a aucune relation avec les conditions de l'expérience et est lié aux facteurs intrinsèques de l'individu lui-même qui peut avoir un impact sur la qualité des œufs (Nguenga et al., 2000). Dans ce sens nous considérons que ceci n'a pas de lien avec la qualité de la fertilisation des œufs qui est

considéré comme homogène du fait que les corrélations (R^2) observées entre les quantités d'œufs obtenus et les taux d'éclosions des œufs sont de l'ordre de 0,88% avec l'HCG SR et de 0,87% avec l'HCG CO (Fig. 4 a, b).

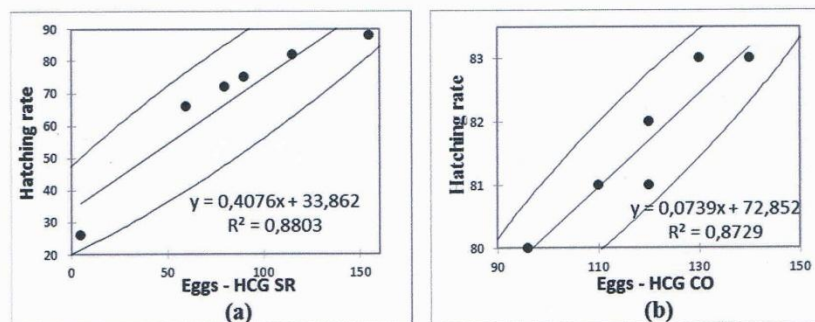


Figure 4. Corrélation entre les taux d'éclosions et la quantité d'œufs obtenus sous HCG SR (a) et HCG CO (b)

Compte tenu des conditions identiques avec lesquelles la fertilisation est réalisée ainsi que l'homogénéité du poids des géniteurs, la qualité des œufs de l'individu A, sous HCG SR, est due probablement à d'autres facteurs physiologiques liés à l'ovogenèse.

Conclusion

Cette expérience entreprise à la ferme Zahra en vue de comparer deux inducteurs hormonaux, le β HCG sérique de femmes gravides (HCG SR) et le β HCG commerciale (HCG CO) sur des géniteurs de *Clarias gariepinus* a permis de constater que les quantités d'œufs produites et les taux d'éclosions sont comparables. Nos essais sont encourageants et plaident en faveur du développement d'un tel protocole afin de remplacer les glandes pituitaires non purifiées et dont le prix de revient est très élevé par la B HCG sérique une hormone spécifique capable de stimuler l'ovule en phase dormante. L'HCG CO peut être substitué par l'HCG SR; Ce qui ouvre de nouvelles voies de stimulation ovariennes chez le *Clarias gariepinus*.

Remerciements

Nous tenons à remercier Mr Rouani directeur de la ferme aquacole Zahra Hassi El-fhal, de Ghardia qui nous a permis de concrétiser ce travail ainsi que le Dr Zibouche et le personnel de son laboratoire qui nous ont permis l'accès à certains analyses sans pour autant oublier mesdemoiselles Aggoun, Gourmit et Boulahla.

References

- BAGENAL T.B., 1978. Aspects of fish fecundity. /n: GERKING S.D. (ed.), Ecology of freshwater fish production, Blackwell Scientific Publications, Oxford., 75-101
- BRZUSKA E., 2004. Artificial propagation of African catfish (*Clarias gariepinus*): the application of a single dose of pellets containing D-Ala 6 ,Pro 9 NET-mGnRH and dopamine inhibitor metoclopramide, Czech J. Anim. Sci., 49, 7: 289-296
- CACOT P., 2006 : Contribution à l'amélioration de la production d'alevins au Cameroun : essais de reproduction et d'élevage de nurserie avec *Clarias gariepinus* et deux autres espèces, Compte rendu de mission - ordre de mission n° 30.06.20620. Projet ATP-CIROP animé par Olivier MIKOLASEK en collaboration avec la station de l'IRAD dirigée par David NGUENGA, CIRAD Département Systèmes de Production et de Transformation UR Aquaculture (UR 20), 65.
- Ducarme C., Micha JC. (2003)— Technique de production intensive du poisson chat africain, *Clarias gariepinus*, 21, 4, 189-198.
- Hogendoorn, H., and M.M. Vismans, 1980. Controlled propagation of the African catfish, *Clarias lazera* (C&V). II. Artificial reproduction. *Aquaculture*, 21: 39-53.
- JANSSEN J.A.L., 1986. Elevage du poisson-chat africain *clarias gariepinus* en république centrafricaine, Rapport préparé pour le projet Production en éclosion et centre de recherches, PAYS-BAS FONDS FIDUCIAIRE , GCP/CAF/007/NET, FAO.
- LEGENDRE M., 1986. Seasonal changes in sexual maturity and fecund*ky, and HCG-induced breeding of the catfish *Hererobranchnus /ongifi/is* Val. (*Clariiiae*), reared in Ebrie lagoon (Ivory Coast). *Aquacukure*, !XI : 201-213.
- LEGENDRE M. et ECOUTIN J.M., 1989. Suitabilfty of brackish water tilapia species from the Ivory Coast for lagoon aquaculture. 1 - Reproduction. *Aquar. Liwing Resour.*, 2 :71-79.
- LEGENDRE M., 1992 : POTENTIALITES AQUACOLES DES CICHLIDAE (*Sarotherodon melartotheron*, *Tilapia Guineensjs*) Et CLARIIDAE (*Heterobranchnus Longifilis*) AUTOCHTONES DES WGUNES IVOIRIENNES), Th. Doct. MontpellierII France, 362.

- NGUENGA D, TEUGELS GG, OLLEVIER F., 2000. Fertilization, hatching, survival and growth rates in reciprocal crosses of two strains of an African catfish *Heterobranchus longifilis* Valenciennes 1840 under controlled hatchery conditions. *Aquaculture Research*, 31: 565-573.

Pickford, G.E., and Atz, J. W. (1957). *The physiology of the pituitary Gland of Fishes*. New York Zoological Society, New York, 613.

-RICHTER C.J.J., EDING E.H., LEUVEN, S.E.W. et VAN DER WIJST, J.G.M., 1962. Effects of feeding levels and temperature on the development of the gonad in the African cat fish *Clarias lazera* (C. & V.). /n. - RICHTER C.J.J. and GOOS, H.J.Th (eds.), *Proceedings of the International Symposium on Reproductive Physiology of Fish*, PUDOC, Wageningen, 147-150,

Sahani S.K. and Rao S. S.,1964. *Acta Endocrinologica (kbh)*, 46, 317.

AGRICULTURA

Revistă de știință și practică agricolă



AGRICULTURE
Science and Practice Journal

Anul XXV, Numerele 3 – 4 (99-100)/2016
Year XXV, No 3 – 4 (99-100)/2016

EDITURA ACADEMICPRES
CLUJ-NAPOCA

SCIENTIFIC COMMITTEE	EDITORIAL TEAM
<p>Prof. Atanas ATANASOV (Bulgaria) Prof. Gualtiero BARALDI (Italy) Prof. Elisabeta BOTEZ (Romania) Prof. Viorel BUDIU (Romania) Prof. Nicolae BURNETE (Romania) Prof. Maria CANTOR (Romania) Prof. Cornel CĂTOI (Romania) Prof. Sorin CÎMPEANU (Romania) Prof. Simona CLICHICI (Romania) Prof. Elena CONSTANTIN (Romania) Prof. Aurel DAMIAN (Romania) Prof. Mihail DUMITRU (Romania) Prof. Marcel DÎRJA (Romania) Prof. André FALISSE (Belgium) Prof. Victor GIURGIU (Romania) Prof. Ioan GROZA (Romania) Prof. Ionel JINGA (Romania) Prof. Zeky KARA (Turkey) Prof. Emil LUCA (Romania) Prof. Raluca MANEA (Romania) Prof. Jose MARQUEZ (Spain) Prof. Dănuț MĂNIUȚIU (Romania) Prof. Florin MĂRĂCINEANU (Romania) Prof. Liviu Al. MĂRGHITAȘ (Romania) Prof. Emilian MERCE (Romania) Prof. Vioara MIREȘAN (Romania) Prof. Viorel MITRE (Romania) Prof. Leon Sorin MUNTEAN (Romania) Prof. Sevastița MUSTE (Romania) Prof. Alexandru NAGHIU (Romania) Prof. Ioan NEGRUȚIU (France) Prof. Cennet OGUZ (Turkey) Prof. Silvea ONCIA (Romania) Prof. Mircea ORTELECAN (Romania) Prof. Doru PAMFIL (Romania) Prof. Ioana POP (Romania) Prof. Ioan ROTARU (Romania) Prof. Mihai Cornel RUSU (Romania) Prof. Klaus SCHALLER (Germany) Prof. Hans Peter SCHWARZ (Germany) Prof. Radu SESTRĂȘ (Romania) Prof. Jasna SOSTARIC (Croatia) Prof. Marina SPĂNU (Romania) Prof. Andreea STĂNILĂ (Romania) Prof. Petru TOMIȚĂ (Moldavia) Prof. José-Luis VASQUEZ BURGUETE (Spain) Prof. Roxana VIDICAN (Romania) Prof. Augustin VLAIC (Romania) Prof. Richard WEISMILLER (USA)</p>	<p>General Editor Prof. Emil LUCA PhD</p> <p>•</p> <p>Science Editor: Prof. Alexandru NAGHIU PhD</p> <p>•</p> <p>Publisher Editor: Prof. Radu SESTRĂȘ PhD</p> <p>•</p> <p>Production Editors: Prof. Felix ARION PhD Lecturer Sorin VĂTCĂ PhD Lecturer Cristina RUS PhD</p> <p>•</p> <p>Technical Support: Adela HOBLE PhD Păunița BOANCĂ PhD Laura STAN PhD Laura Cristina LUCA PhD Adriana DAVID PhD</p> <p>•</p> <p>Publisher: 3-5 Calea Manastur Street, 400372 Cluj-Napoca, Romania</p> <p>•</p> <p>tel.+ 40-264-596.384; fax + 40-264-593.792; www.usamvcluj.ro;</p> <p>•</p> <p>email: eluca@usamvcluj.ro</p> <p>ISSN 1221-5317</p>

Agricultura - Science and Practice Journal is published by University of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine Cluj-Napoca, in collaboration with: Academy of Agricultural and Forestry Sciences "Gheorghe Ionescu-Șișești", Ecological Agriculture Society, ICIA Cluj-Napoca, SCDA Turda, SCDP Cluj-Napoca, SCDP Bistrița, SCDV Blaj, ICDCP Brașov, SCDSZ Brașov, ICDC Brașov, SCDA Livada, SCDA Oradea, SCDP Oradea, SCDCB Târgu Mureș.

**INDUCTOR AT DIRECT OVARIAN ACTION, THE
CHORIONIC GONADOTROPIN IN ARTIFICIAL
REPRODUCTION OF AFRICAN CAT FISH (*Clarias gariepinus*,
BURCHELL 1822)**

**Rouabah¹⁾ Abdelkader, Rachid Kaidi²⁾, Abu-Bakr Ahmed Khalifa Abu-Median³⁾,
Miliani Djezzar⁴⁾**

¹⁾University of D.Bounaama, Theniet el Had Road Khemis-Miliana (Algeria),
rouabahkader@yahoo.fr & d.miliani@yahoo.fr

²⁾Institute of Veterinary Science, Laboratory of Biotechnology in Animal Reproduction, University
of Saad Dahlab Blida 1, PO Box 270, OuledYaich, 9000 Blida, Algeria kaidirachid@yahoo.fr

³⁾School of Veterinary Medicine and Science, University of Nottingham, College Road Sutton
Bonington, Leicestershire, LE12 5RD, United Kingdom Abu-Bakr.Abu-Median@nottingham.ac.uk

Abstract. Twenty four (24) *Clarias* broodstock fish farm Zahra Rouani in Hassi El-Fhal (Ghardaia- Algeria), divided into 2 groups of 6 males and 6 females, respectively received "the Hormone Chorionic Gonadotropin" of pregnant female (HCG-SR) and commercial HCG (HCG-CO). The number of eggs obtained is respectively 84.16 ± 50.73 g and 119.333 ± 15.319 g; 5.167 ± 0.753 mL and 5.333 ± 0.816 ml milt and a 68.16 in hatchability $\pm 22.04\%$ and $81.66 \pm 1.21\%$. Our results are in favor of the less expensive protocol that unpurified pituitary glands

Keywords: *Clarias gariepinus*, Reproduction, HCG, Pituitaries glands gametes, Hatching.

INTRODUCTION

In Algeria, aquaculture development by introduction of *Cyprinidae*, *Percidae*, *Siluridae* and *Clariidae* requires a technical expertise of production. Among these species, the *Clarias gariepinus* (Clariidae) is a choice model of fish farming because of its adaptation in the South of Algeria, mainly by its rapid growth, its resistance to pathologies, to variability of its diet and to its reproductive capacity in confined spaces (Janssen, 1986). In Algeria exploitation of this specie in fish farm has been limited by lack of alevins due to non technical expertise of natural and artificial reproduction. In fish farming, production of *Clarias gariepinus* requires the control of the reproduction process to qualitatively and quantitatively optimize spawnings products (Pouomogne *et al.*, 1998; Brummett, 2007). To this end, use of hormonal factors is necessary to require technique perfectly prepared repeatable and economically accessible.

MATERIAL AND METHODS

Experimentation on hormonal induction by SR HCG and CO, HCG was performed in 2013 in fish farm Zahra at Hassi El-Fhal (Ghardaia – Algeria).

2.1. Preparation of serum HCG (HCG SR)

The serum taken out from pregnant women, in laboratory of Dr Zibouche A (Ain-Defla – Algeria) was characterized by HCG rate upper to 1500UIm/ml. The concentration determination of HCG (entire molecule and free beta sub-units) has been performed by the dosage method of Beckman Access Total β HCG using an immuno-enzymatic technique

luminescence-chemical (CMIA) with magnetic particles for dosage of total β HCG in human serum, with help of Immuno-analysis System Access. The serum samples containing HCG were packaged in small flasks of 02ml and transported at +4°C towards experimental station Zahra (Ghardaia, Algeria).

2.2. Choice of spawners and hormonal induction

Spawners of *Clarias gariepinus* were from fish farm production of extensive type practiced in the farm of Rouani M. Situated in Hassi El-Fhal, wilaya of Ghardaia (Algeria). Hormonal induction has been tested on males and females spawners with variables weight whose characteristics are given on table 1. Commercial HCG (HCG CO) was administered on the base of 4000UI/ kg of live weight (Legendre *et al.*, 1991). However, the dose of serum β HCG from pregnant women (HCG SR) has been raised to 5000 UI/kg to compensate impurities present in serum.

2.3. Reproduction

Table 1
Weight of spawners of *C. Gariepinus* (A to F) and hormonal doses (SR HCG and CO HCG) administered. M: Average weight of eggs (g)

Hormones	Sexe / Dose	Dose Administered / N° of spawners						
		A	B	C	D	E	F	M
HCG SR	<i>C. gariepinus</i> (g), Female	990	800	875	1800	1080	1100	1107.5 ±
	Dose (UI/kg)	4950	4000	4375	9000	5400	5500	358.55
HCG CO	<i>C. gariepinus</i> (g), Female	1200	1090	825	950	1010	1150	1037.5 ±
	Dose (UI/kg)	4800	4350	3300	3800	4040	4600	138.12
HCG SR	Males (g)	810	950	1100	1040	1030	980	985 ±
	Dose (UI/kg)	4050	4750	5500	5200	5150	4900	100.15
HCG CO	Males (g)	920	960	1020	1040	970	990	983.33 ±
	Dose (UI/kg)	3680	3840	4080	4160	3880	3960	43.20

After selection and weighting, spawners were anesthetised and simulated by doses of HCG SR and by HCG CO specifically to each Spawner (Tab. 1). Stripping necessitated a thermal accumulation of 275°Hours (Richter *et al.*, 1987; Ducarne and Micha, 2003); for 10 hours at 28°C, specific temperature of the water at the Rouani Farm. Eggs of *C. gariepinus* obtained were weighted then, fertilized by milt of sacrificed males (De Graaf and Jansen 1996). This laitance was quantified by the volumetric method. Eggs incubation of each female was made on spawning into aerated bins of 1000 l. Hatching rate was estimated by counting unhatched eggs according to the eggs mass obtained from each spawner. Counting of viable larvae confirmed hatching rates.

2.4. Data evaluation and treatment

Efficiency evaluation of HCB SR and HCG CO induction in spawners of *C. Gariepinus* was made by egg mass quantification obtained by stripping of each female and to milt's quantity produced by males and so by hatching rate of fertilized eggs. Parameterised or non-parameterised hypothesis tests have been applied to validate the results of the reproduction.

RESULTS

The results relate to the description of the lots *Clarias gariepinus* and homogeneity compared to the experience as well as on reproduction where the quantitative aspect is dealt with only taking into account the quantities of gametes (eggs and milt) produced under the effect of HCG and HCG SR CO.

3.1. Description of *Clarias gariepinus*' spawners

Lots of *Clarias gariepinus*, spawners, used in evidencing activity of serum HCG (HCG SR) and synthetic HCG (HCG CO), were homogeneous (females and males. t. test, $p \geq 0.66$). Average weight of spawners (Tab. 1; Fig. 1) females having received HCG SR was 1107.50 ± 358.55 g and varied from 800 to 1800 g.

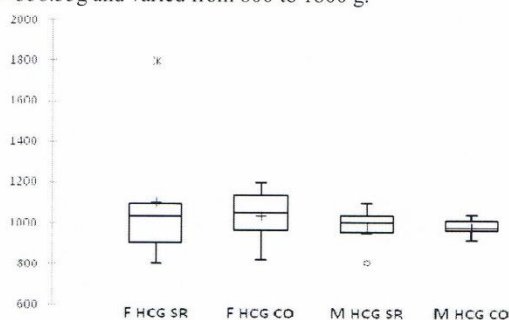


Fig. 1. Weight variability (g) of *C. gariepinus* males and females spawners (F)- Male (M), (*): Outlier

That of males was 985 ± 100.150 g and varied from 810 à 1100 g. For spawning females (Tab. 1; Fig. 1) having received HCG CO, the weight was of 1037.50 ± 138.12 g and varied from 825 to 1200 g, while that of males, was 983.33 ± 43.20 g and ranged from 920 to 1040 g.

3.2. Reproduction

Quantitative aspect of the reproduction, in which only eggs quantities and milt produced by spawners of *C. Gariepinus* were taken into account (Fig. 2; Tab. 2), allowed us to note, that there was no significantly difference between females (Fig. 2a) having received HCG SR and those ones induced by HCG CO (t. test, $p = 0,13$).

Table 2
Quantities of eggs and milt produced by *C. gariepinus* (A to F) under effect of SR HCG and CO HCG. M: Average weight of eggs /kg of live weight

Hormones/ Sexe	Gametes	Quantities of gametes / N° of Spawner						
		A	B	C	D	E	F	M
HCG SR/ Female	Eggs (g)	5	60	80	155	115	90	76.00
HCG CO/ Female	Eggs (g)	120	140	130	96	110	120	115.02
HCG SR/ Males	Milt (ml)	5	6	5	4	5	6	5.25
HCG CO/ Males	Milt (ml)	5	6	6	6	4	5	5.43

This acknowledgment was also valuable to males (Fig. 2b) which have received these same hormones (t. test, $p = 0,72$). The average amounts of eggs produced (Fig. 2a, Tab. 2) under the action of HCG SR were 84.167 ± 50.736 g and ranged from 5 to 155g , while those produced by the action of HCG CO were 119.333 ± 15.319 g and varied from 96 to 140 g. The average amounts of milt produced (Fig. 2b, Tab. 2) under the action of HCG SR were 5.167 ± 0.753 ml and ranged from 4 to 6 ml. Those produced under the action of HCG CO were 5.333 ± 0.816 ml and also ranged from 4 to 6 ml.

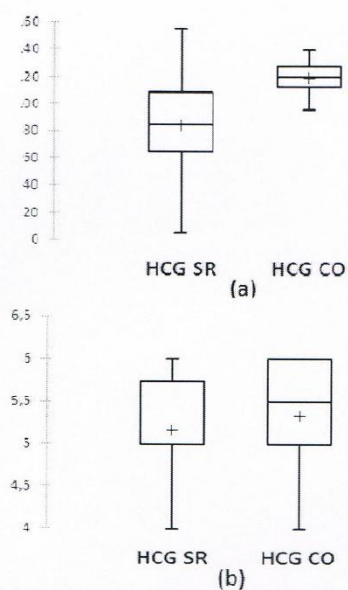


Fig. 2. Variability of eggs quantities in g (a) and milt in ml (b) produced by *C. gariepinus*, under action of HCG SR and HCG CO

From a qualitative point of view, there was no significant difference (t. Test, $p = 0,16$) between the rates of hatching eggs from induction by HCG and HCG SR CO (Tab. 3, Fig. 3).

Table 3
Eggs hatching rates of *C. gariepinus* obtained by induction of HCG SR and by HCG CO

Hormone/ Sex	Spawners / Hatching rates (%)					
	A	B	C	D	E	F
SR HCG / Female	26	66	72	88	82	75
CO/ HCG Female	81	83	83	80	81	82

Means hatching rate (Fig. 3) were $68.16 \pm 22.04\%$ in HCG SR with a variation from 26 to 88% and $81.66 \pm 1.21\%$ in HCG CO with a variation 80 to 83%.

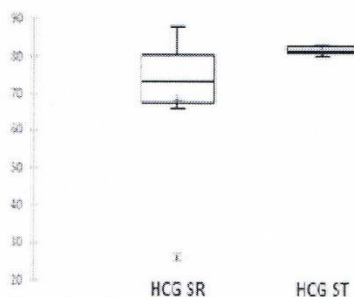


Fig. 3. Variability of eggs hatching rates (%) obtained by induction of *C. gariepinus* of HCG SR and. HCG CO; (*): Outlier

This wide variation outbreak obtained through HCG SR (26-88%) was mainly due to the individual A which was also apparent in the form of outlier in Figure 3.

DISCUSSION

Spawners which were subject of hormonal stimulation based of HCG SR and HCG CO were homogeneous and had a weight variation which did not influence in any way the qualitative and quantitative aspect of reproduction. The spawning of this species reached sexual maturity at the age of 5 to 10 months, reaching a weight of 200-500 grams (Richter *et al.*, 1982; De Graaf and Janssen, 1996; Çek and Yilmaz, 2007). Nevertheless, females weighing more than 200g, as were the case of the parents that we have induced, accused better fertility (Legendre 1992). It is also known that fertility of the major part of teleostei linearly increased with females' weight (Bagenal 1978; Legendre, 1986 and Legendre and Ecoutin 1989).

Çek and Yilmaz (2007) showed that maturity is much more related to the size that has age. To this must be added the importance of seasonality that affects spawning of *C. gariepinus* (Brzuska, 2003). It is important to note that this spawning period may be extended by maintaining a constant temperature, photoperiod and diet (Richter *et al.*, 1995; Viveiros *et al.*, 2002). Average eggs quantities obtained under HCG SR and HCB CO, respectively 76g/kg and 115g/kg (Tab.1 and 2), were comparable to those obtained in Cameroun by induction of GNRHa, and whose average weight was 77 g/kg (Cacot 2006). The work of Brzuska (2004) has found that the amounts of obtained eggs and their outbreaks were higher with Ovopel containing an analogue of GnRH α with the carp pituitary. Milt quantities obtained were sufficient to fertilize eggs coming from reproduction: 1ml of milt allowed a fertility of 50 kg of eggs (Hogendoorn and Visman, 1980). Eggs hatching rates obtained under HCG SR were comparable to the ones obtained with HCG CO which were respectively of $68.16 \pm 22.04\%$ and of $81.66 \pm 1.21\%$. These results were equal to those obtained in standard conditions at the station of Koupa-Matapit in Cameroun which were of 82.3% (Cacot, 2006). Between 25°C and 29°C, hatching rates were upper to 75% (Legendre 1992); which confirm our results obtained at a temperature

of 28°C. The weak eggs hatching rate coming from individual A under HCG SR (Tab. 3) represented by outlier of figure 3 which influenced the average of hatching, had no relation with experience conditions and was linked to intrinsic factors of individual itself which may had an impact on eggs quality (Nguenga *et al.*, 2000). In this sense we consider that this has no connection with the quality of the egg fertilization which was considered homogeneous since the correlation coefficients (R²) found between the amounts of obtained eggs and hatching rate eggs were in the range of 0.88 with HCG SR and 0.87 with HCG CO (Fig. 4 a, b). In view of similar conditions with which fertilization was performed and so the homogeneity of spawner's weight, eggs quality of individual A, under HCG SR, was probably due to others physiological factors linked to oogenesis.

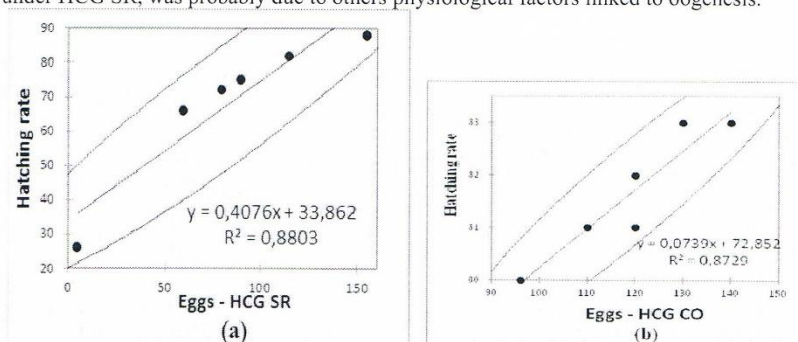


Fig. 4. Correlation between hatching rates & egg quantities obtained under HCG SR(a) & HCG CO (b).

CONCLUSION

This experience performed at Zahra farm in order to compare two hormonal inductors, the Serum β HCG of pregnant women (HCG SR) and the commercial β HCG (HCG CO) on spawners of *Clarias gariepinus* has allowed us to note that eggs quantities produced and hatching rates are comparable. Our trials are encouraging and plead in favour of development of such protocol to replace non-purified pituitary glands and whose the cost price is very high by the Serum β HCG a specific hormone capable to stimulate ovule in dormant phase. HCG CO may be substituted by HCG SR. That may open new opportunities of ovarian stimulation with *Clarias gariepinus*.

REFERENCES

1. Bagenal, T.B. (1978). Aspects of fish fecundity in ecology of freshwater fish production. Blackwell Scientific Publications: 75-102.
2. Brzuska, E. (2003). Artificial propagation of African catfish (*Clarias gariepinus*): differences between reproduction effects after stimulation of ovulation with carp pituitary homogenate or GnRH α and dopaminergic inhibitor. J. Anim. Sci. 48: 181-190.
3. Brzuska, E. (2004). Artificial propagation of African catfish (*Clarias gariepinus*): the application of a single dose of pellets containing D-Ala 6, Pro 9 NET-mGnRH and dopamine inhibitor metoclopramide, Czech J. Anim. Sci., 49, 7: 289-296

4. Cacot, P. (2006). Contribution à l'amélioration de la production d'alevins au Cameroun : essais de reproduction et d'élevage de nurserie avec *Clarias gariepinus* et deux autres espèces. Compte rendu de mission - ordre de mission n° 30.06.20620. Projet ATP-CIROP animé par Olivier MIKOLASEK en collaboration avec la station de l'IRAD dirigée par David NGUENGA, CIRAD Département Systèmes de Production et de Transformation UR Aquaculture (UR 20), 65p.
5. Cek, S., & Yilmaz, E. (2007). Gonad Development and Sex Ratio of Sharptooth Catfish (*Clarias gariepinus*, Burchell, 1822) Cultured Under Laboratory Conditions. Turk. J. 31, 35-46
6. De Graaf, G.J., & Janssen, J.A.L. (1996). Artificial reproduction and pond rearing of the African catfish, *Clarias gariepinus* in sub-Saharan Africa – A handbook FAO Fisheries Technical Paper. No 362. Rome, FAO, 73 p.
7. Hogendoorn, H., & Vismans, M.M. (1980). Controlled propagation of the African catfish, *Clarias lazera* (C&V). II. Artificial reproduction. Aquaculture, 21: 39-53.
8. Legendre, M. (1986). Seasonal changes in sexual maturity and fecundity, and HCG-induced breeding of the catfish *Heterobranchus longifilis* Val. (Clariidae), reared in Ebrie lagoon (Ivory Coast). Aquaculture, 51: 201-213.
9. Legendre, M. & Ecoutin, J.M. (1989). Suitability of brackish water tilapia species from the Ivory Coast for lagoon aquaculture. 1 - Reproduction. Aquar. Living Resour., 2: 71-79.
10. Legendre, M. (1992). Potentialités aquacoles des Cichlidae (*Sarotherodon melanocheilus*, *Tilapia guineensis*) Et Clariidae (*Heterobranchus longifilis*) autochtones des régions ivoiriennes), Th. Doct. Montpellier II France, 362p.
11. Nguenga, D., Teugels, G.G., & Ollevier, F. (2000). Fertilization, hatching, survival and growth rates in reciprocal crosses of two strains of an African catfish *Heterobranchus longifilis* Valenciennes 1840 under controlled hatchery conditions. Aquaculture Research, 31: 565-573.
12. Viveiros, A.T.M., Fessehaye, Y., ter Veld, M., Schulz, R.W. & Komen, J. (2002). Hand-stripping of semen and semen quality after maturational hormone treatments, in African catfish *Clarias gariepinus*. Aquaculture 213: 373-386.