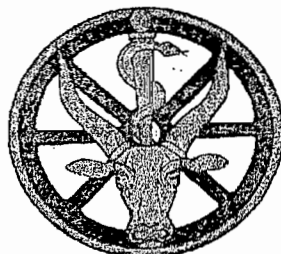


TD03-3

UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR



ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE VETERINAIRES DE DAKAR
(EISMV)



ANNEE 2003

N° 3

**CONTRIBUTION A UNE AMELIORATION DE LA PRODUCTIVITE
DU SILURE *HETEROBRANCHUS LONGIFILIS* EN CÔTE D'IVOIRE
PAR INDUCTION HORMONALE DE LA SPERMATION**

THESE

Présentée et soutenue publiquement le **22 février 2003**
devant la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie de Dakar pour
obtenir le grade de **DOCTEUR VETERINAIRE**
(DIPLÔME D'ETAT)

PAR

Myriam KOUA

Née le 25 avril 1978 à Charenton-le-Pont (France)

MEMBRES DU JURY :

PRESIDENT :

M. Doudou BA

Professeur à la Faculté de Médecine, de Pharmacie
et d'Odonto-Stomatologie de Dakar

DIRECTEUR ET RAPPORTEUR
DE THESE :

M. Moussa ASSANE

Professeur à l'EISMV de Dakar

MEMBRES :

M. Louis Joseph PANGUI

Professeur à l'EISMV de Dakar

M. Ayao Clément MISSOHOU

Maître de Conférence agrégé à l'EISMV de Dakar

CO-DIRECTEUR DE THESE :

M. Célestin Boua ATSE

Ph. D. Responsable du Département Aquaculture du
Centre de Recherches Océanologiques d'Abidjan (Côte
d'Ivoire)



ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE VETERINAIRES

BP 5077 – DAKAR (Sénégal)
Tél. (221) 865 10 08 – Télécopie (221) 825 42 83

COMITE DE DIRECTION

LE DIRECTEUR

☞ Professeur François Adébayo ABIOLA

LES COORDONNATEURS

☞ Professeur Moussa ASSANE
Coordonnateur des Etudes

☞ Professeur Malang SEYDI
Coordonnateur des Stages et
de la Formation Post-Universitaires

☞ Professeur Germain Jérôme SAWADOGO
Coordonnateur Recherches et Développement

Année Universitaire 2002 - 2003

PERSONNEL ENSEIGNANT

☞ **PERSONNEL ENSEIGNANT EISMV**

☞ **PERSONNEL VACATAIRE (PREVU)**

☞ **PERSONNEL EN MISSION (PREVU)**

☞ **PERSONNEL ENSEIGNANT CPEV (PREVU)**

PERSONNEL ENSEIGNANT

A. DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PRODUCTIONS ANIMALES

CHEF DU DEPARTEMENT : PROFESSEUR CHEIKH LY

S E R V I C E S

1. ANATOMIE-HISTOLOGIE-EMBRYOLOGIE

Charles Kondji AGBA	Professeur (en disponibilité)
Serge N. BAKOU	Assistant
Simon Gualbert NTEME-ELLA	Docteur Vétérinaire Vacataire
Guiguigbaza DAYO	Docteur vétérinaire Vacataire

2. CHIRURGIE – REPRODUCTION

Papa El Hassane Diop	Professeur
Latyr GUEYE	Docteur vétérinaire Vacataire
Alain Richi KAMGA WALADIO	Docteur vétérinaire Vacataire

3. ECONOMIE-RURALE ET GESTION

Cheikh LY	Maître de Conférences agrégé
El Hadj Malick NDIAYE	Moniteur

4. PHYSIOLOGIE-THERAPEUTIQUE-PHARMACODYNAMIE

Moussa ASSANE	Professeur
Rock Allister LAPO	Docteur Vétérinaire Vacataire

5. PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES

Germain Jérôme SAWADOGO	Professeur
Toussaint BENGONE NDONG	Assistant
Anani H. SITTI	Docteur Vétérinaire Vacataire

6. ZOOTECHNIE-ALIMENTATION

Ayao MISSOHOU	Maître de Conférence Agrégé
Arsène ROSSILET	Assistant
El Hadji Abdoul TOURE	Moniteur

B. DEPARTEMENT DE SANTE PUBLIQUE ET ENVIRONNEMENT

CHEF DE DEPARTEMENT : PROFESSEUR LOUIS JOSEPH PANGUI

S E R V I C E S

1. HYGIENE ET INDUSTRIE DES DENREES ALIMENTAIRES D'ORIGINE ANIMALE (HIDAOA)

Malang SEYDI	Professeur
Mme Isabelle DIA	Assistante
Mlle Coumba FAYE	Docteur Vétérinaire Vacataire
Mlle Sally SEYDI	Monitrice

2. MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-PATHOLOGIE INFECTIEUSE

Justin Ayayi AKAKPO	Professeur
Mme Rianatou ALAMBEDJI	Maître de Conférences Agrégé
Anani Adéniran BANKOLE	Docteur Vétérinaire Vacataire
Nad7ge DJOUPA MANFOUMBY	Monitrice

3. PARASITOLOGIE-MALADIES PARASITAIRES-ZOOLOGIE APPLIQUEE

Louis Joseph PANGUI	Professeur
Oubri Bassa GBATI	Assistant
Sahirou SALIFOU	Docteur Vétérinaire

4. PATHOLOGIE MEDICALE-ANATOMIE PATHOLOGIQUE- CLINIQUE AMBULANTE

Yalacé Yamba KABORET	Maître de Conférences Agrégé
Hervé BICHET	Assistant
Yacouba KANE	Assistant
Abou Marc NABA	Docteur Vétérinaire Vacataire
El Hadji Mamadou DIOUF	Docteur Vétérinaire Vacataire
Mme Mireille KADJA WONOU	Docteur Vétérinaire Vacataire
Ousmane TRAORE	Docteur Vétérinaire Vacataire
Gana PENE	Docteur Vétérinaire Vacataire
Omar FALL	Docteur Vétérinaire Vacataire
Charles Benoît DIENG	Docteur Vétérinaire Vacataire
Médoune BADIANE	Moniteur

5. PHARMACIE-TOXICOLOGIE

François Adébayo ABIOLA	Professeur
Félix Cyprien BIAOU	Assistant
Assiongbon TEKOU AGBO	Docteur Vétérinaire Vacataire
Komlan AKODA	Docteur Vétérinaire Vacataire
Maodo Malick DIOP	Moniteur

C. DEPARTEMENT COMMUNICATION

CHEF DE DEPARTEMENT : PROFESSEUR YALACE YAMBA KABORET

S E R V I C E S

1. BIBLIOTHEQUE

Mariam DIOUF

Documentaliste

2. AUDIOVISUEL

Bouré SARR

Technicien

D. SCOLARITE

Essodina TALAKI

Docteur Vétérinaire Vacataire

PERSONNEL VACATAIRE (Prévu)

1. BIOPHYSIQUE

Sylvie SECK (Mme) GASSAMA

Maître de Conférences Agrégé
Faculté de Médecine et de Pharmacie
UCAD

2. BOTANIQUE

Antoine NONGONIERMA

Professeur
IFAN – UCAD

3. AGRO-PEDOLOGIE

Alioune DIAGNE

Docteur Ingénieur
Département « Sciences des Sols »
Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie
(ENSA THIES)

4. ZOOTECHNIE

Abdoulaye DIENG
Kalidou BA

Enseignant à ENSA – THIES
Docteur Vétérinaire
(Ferme NIACOULRAB)

5. HIDA OA

- NORMALISATION ET ASSURANCE QUALITE

Mme Mame S. MBODJ NDIAYE Chef de la division Agro-alimentaire
De l'Institut Sénégalais de Normalisation

- ASSURANCE QUALITE-CONSERVE DES PRODUITS DE LA PECHE

Abdoulaye NDIAYE Docteur Vétérinaire
AMERGER

6. ECONOMIE

Oussouby TOURE Sociologue

PERSONNEL EN MISSION (Prévu)

1. BIOCHIMIE CLINIQUE- MALADIES METABOLIQUES

Mohamed BENGOUMI Professeur
I.A.V. Hassan II (Rabat) Maroc

2. PARASITOLOGIE

M. KILANI Professeur
I.A.V. Hassan II (Rabat) Maroc

3. COMMUNICATION

Daniel GREGOIRE Responsable de communication
Coordination PACE : BAMAKO (Mali)

PERSONNEL ENSEIGNANT CPEV (Prévu)

1. MATHEMATIQUES

S.S. THIAM

Maître-Assistant
Faculté des Sciences Techniques
UCAD

2. PHYSIQUE

I. YOÛM

Maître de Conférences
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

- T.P

A. FICKOU

Maître-Assistant
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

3. CHIMIE

- CHIMIE ORGANIQUE

Abdoulaye SAMB

Professeur
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

- CHIMIE PHYSIQUE

Serigne Amadou NDIAYE

Maître de Conférences

- T.P CHIMIE

Lamine CISSE

Assistant
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

4. BIOLOGIE VEGETALE

K. NOBA

Maître-Assistant
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

5. BIOLOGIE CELLULAIRE

Serge N. BAKOU

Assistant
EISMV – DAKAR

6. EMBRYOLOGIE ET ZOOLOGIE

Bhen Sikina TOGUEBAYE

Professeur
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

7. PHYSIOLOGIE ANIMALE

Moussa ASSANE

Professeur
EISMV – DAKAR

8. ANATOMIE COMPAREE DES VERTEBRES

Cheikh T. BA

Maître de Conférences
Faculté des Sciences et Techniques

9. BIOLOGIE ANIMALE (T.P.)

Serge N. BAKOU

Assistant
EISMV – DAKAR

Jacques N. DIOUF

Maître-Assistant
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

10. GEOLOGIE

- FORMATIONS SEDIMENTAIRES

Raphaël SARR

Maître de Conférences
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

- HYDROGEOLOGIE

A. FAYE

Maître de Conférences
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

11. CPEV – SCOLARITE

- T.P.

Amadou SERY

Moniteur

A DIEU SOIT LA GLOIRE

« Car tu es grand, et tu fais des choses merveilleuses ; tu es Dieu, toi seul ».

Psaume 86.10

« Je parlerai de la magnificence glorieuse de ta majesté, et de tes actes merveilleux »

Psaume 145.5

DEDICACES

A mon Père et à ma Mère

A mes frères : Florent, Stéphane et Mathieu

A mes grands parents

A mes oncles et tantes et à toute ma famille

A mon fiancé Arnaud MALLEY

A Monsieur et Madame MALLEY

A Monsieur Abou TOURE

A Monsieur et Madame MANE

A Maître DIOP et à sa famille

A mes amis : Nadège, Christelle, Eric, Nicolas, Nathalie, Désirée, Sophie, Marie

A mes amis du BUDO Club Samba KANE

A mes camarades de la 30^{ième} promotion et à notre Professeur accompagnateur, le Professeur AKAKPO

A toutes les amicales et associations auxquelles j'ai appartenu : la CEVIS, l'AMEESIS et l'AEVD

Au Sénégal, mon pays hôte

A la Côte d'Ivoire ma chère patrie, puisse-t-elle retrouver la paix

A NOS MAÎTRES ET JUGES

A notre Président Monsieur Doudou BA
Professeur à la faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odontostomatologie de Dakar

Vous nous faites un grand honneur en présidant notre jury de thèse.
Trouvez ici l'expression de nos sincères remerciements et de notre profonde gratitude.
Hommages respectueux.

A notre Directeur et Rapporteur de thèse Monsieur Moussa ASSANE
Professeur à l'EISMV de Dakar

Vous nous avez guidé avec compétence et rigueur dans l'élaboration de cette thèse. Vos conseils judicieux et vos critiques objectives ont été un guide précieux pour la réalisation de ce travail. Votre dynamisme, votre souci du travail bien fait ont forcé notre admiration.
Très profonde estime et sincère reconnaissance.

A notre Maître et Juge Monsieur Louis Joseph PANGUI
Professeur à l'EISMV de Dakar

Vous nous faites un grand honneur en acceptant de juger ce travail.
Vos qualités intellectuelles, votre simplicité et votre disponibilité forcent notre admiration.
Hommages respectueux.

A notre Maître et Juge Monsieur Ayao Clément MISSOHOU
Maître de Conférence agrégé à l'EISMV de Dakar

Vous avez accepté avec plaisir et spontanéité de faire partie de notre jury de thèse.
Profonde gratitude et vive admiration.

REMERCIEMENTS

Nous tenons à exprimer notre immense gratitude à toutes les personnes qui, de près ou de loin ont contribué à l'accomplissement de ce travail :

Docteur AMON Kothias J. B., Directeur du CRO, pour m'avoir permis d'effectuer mon stage dans son centre

Docteur ATSE BOUA Célestin, responsable du Département Aquaculture, qui a assuré l'encadrement technique et scientifique de ce travail

Docteur YAO Laurent Alla qui a co-encadré ce travail

Tout le personnel du département Aquaculture du CRO : Coulibaly Ivan Habib et Orsoh, Amba Jacqueline, techniciens supérieurs et Kicho Vincent, agent chargé de l'élevage larvaire du silure

Tous les stagiaires : Ange, PANGNY, KOUADJA, Justin, Alice, Appoline

Docteur MBARI Benjamin

Docteur KOUAME Kouamé Guy-Gérard

Madame DIOUF

Coulibaly Nathalie

« Par délibération, la faculté et l'école ont décidé que les opinions émises dans les dissertations qui leurs sont présentées, doivent être considérées comme propres à leurs auteurs et qu'elles n'entendent leur donner aucune approbation ni improbation ».

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION.....	1
PARTIE I : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE.....	4
CHAPITRE I : PRESENTATION DE L'AQUACULTURE EN CÔTE D'IVOIRE.....	5
DEFINITIONS.....	5
Aquaculture.....	5
Pisciculture.....	5
I.1. <u>HISTORIQUE DE L'AQUACULTURE EN CÔTE D'IVOIRE</u>	5
I.1.1. Débuts de l'aquaculture en Afrique.....	5
I.1.2. Débuts de l'aquaculture en Côte d'Ivoire.....	6
I.2. <u>ATOUPS ET CONTRAINTES DE L'AQUACULTURE EN CÔTE D'IVOIRE</u>	9
I.2.1. Atouts de l'aquaculture.....	9
I.2.1.1. Milieu physique.....	9
I.2.1.2. Environnement socio-économique.....	10
I.2.1.2. techniques et moyens de production.....	10
I.2.2. Contraintes de la filière aquacole.....	10
I.2.2.1. Problèmes fonciers.....	10
I.2.2.2. Contraintes institutionnelles.....	10
I.2.2.3. Contraintes économiques et financières.....	11
I.2.2.4. Contraintes techniques.....	11
I.2.2.5. Contraintes de la commercialisation des produits aquacoles.....	12
I.2.2.6. Facteurs humains et matériels.....	12
I.2.2.6.1. Moyens matériels.....	12
I.2.2.6.2. Facteurs humains.....	12
I.3. <u>SYSTEMES ET NIVEAUX DE PRODUCTION AQUACOLE</u>	12
I.3.1. Systèmes de production aquacole.....	12
I.3.1.1. Pisciculture extensive.....	13

I.3.1.2. Pisciculture semi-intensive.....	13
I.3.1.3. Pisciculture intensive.....	13
I.3.2. Niveaux de production aquacole.....	14

CHAPITRE II : DONNEES SUR LA BIOLOGIE DU SILURE..... 17

II.1. SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE..... 17

II.1.1 Systématique.....	17
II.1.2. Répartition géographique.....	17
II.1.2.1. Répartition dans le monde.....	17
II.1.2.2. Répartition en Côte d'Ivoire.....	18

II.2. MORPHOLOGIE DU SILURE..... 18

II.2.1. Caractéristiques générales de la famille des Clariidés.....	18
II.2.2. Caractéristiques spécifiques d' <i>Heterobranchus longifilis</i>	18
II.2.3. Caractères distinctifs entre d' <i>Heterobranchus longifilis</i> et les autres espèces du genre.....	19

II.3. PARTICULARITES PHYSIOLOGIQUES DU SILURE..... 21

II.3.1. Respiration.....	21
II.3.2. Equilibre hydrominéral.....	22
II.3.3. Alimentation et croissance du silure.....	22
II.3.3.1. Comportement alimentaire du silure.....	22
II.3.3.2. Régime alimentaire du silure.....	23
II.3.3.2.1. Régime alimentaire des post-larves.....	23
II.3.3.2.1.1. Alimentation naturelle.....	23
II.3.3.2.1.2. Alimentation en élevage.....	24
II.3.3.2.2. Régime alimentaire du silure adulte.....	24
II.3.3.2.2.1. En milieu naturel.....	24
II.3.3.2.2.2. En élevage.....	25
II.3.3.3. Croissance.....	25

CHAPITRE III : REPRODUCTION DU SILURE..... 26

III.1. ANATOMIE ET HISTOLOGIE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR..... 27

III.1.1. Anatomie.....	27
III.1.1.1. Testicules.....	27

III.1.1.2. Ovaires.....	27
III.1.2. Histologie.....	28
III.1.2.1. Histologie des testicules.....	28
III.1.2.1.1. Histologie topographique.....	28
III.1.2.1.2. Ultrastructure.....	30
III.1.2.2. Histologie des ovaires.....	31
 III.2. <u>PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION</u>	 31
III.2.1. Gamétogenèse.....	31
III.2.1.1. Spermatogenèse.....	31
III.2.1.2. Ovogenèse.....	33
III.2.1.2.1. Prévitellogenèse.....	33
III.2.1.2.2. Maturation ovocytaire et ovulation.....	33
III.2.2. Etapes de la fécondation.....	34
III.2.3. Régulation de la gamétogenèse.....	35
 III.3. <u>SYSTEMES DE REPRODUCTION</u>	 37
III.3.1. Reproduction en milieu naturel.....	37
III.3.1.1. Maturité sexuelle.....	37
III.3.1.2. Effets des paramètres physico-chimiques sur la reproduction.....	37
III.3.2. Reproduction semi-naturelle.....	38
III.3.3. Reproduction artificielle.....	38
III.3.3.1. Sélection des reproducteurs.....	38
III.3.3.2. Induction de la gamétogenèse.....	39
III.3.3.2.1. Induction par l'HCG.....	39
III.3.3.2.2. Induction par les extraits hypophysaires.....	40
III.3.3.3. Temps de latence.....	40
III.3.3.3. Récolte des gamètes.....	41
III.3.3.4. Conservation du sperme.....	41
III.3.3.5. Sélection des gamètes.....	42
III.3.3.6. Fécondation artificielle.....	43
III.3.3.7. Incubation et développement des œufs.....	43
III.3.3.7.1. Incubation.....	43
III.3.3.7.2. Développement des œufs.....	44
III.3.3.8. Eclosion des œufs.....	45
III.3.3.9. Cycle de développement du silure.....	45

PARTIE II : ETUDE EXPERIMENTALE.....	49
CHAPITRE I : CONTEXTE D'ETUDE.....	50
I.1. <u>PRESENTATION DU CENTRE DE RECHERCHES</u>	
<u>OCEANOLOGIQUES (CRO)</u>.....	50
I.1.1. Historique.....	50
I.1.2. Missions du CRO.....	50
I.1.3. Organisation.....	51
I.1.4. locaux du CRO.....	53
I.1.5. Département Aquaculture.....	53
I.1.5.1. Objectifs.....	53
I.1.5.2. Programmes de recherche.....	53
I.2. <u>PRESENTATION DES LOCAUX D'EXPERIMENTATION</u>.....	54
I.2.1. Salle de reproduction.....	54
I.2.2. Ecloserie.....	54
I.2.3. Bassins de stockage.....	57
I.2.4. Laboratoire.....	57
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES.....	59
II.1. <u>MATERIEL</u>.....	59
II.1.1. Matériel biologique.....	59
II.1.2. Matériel de laboratoire.....	61
II.1.2.1. Matériel technique.....	61
II.1.2.2. Produits chimiques.....	61
II.2. <u>METHODE</u>.....	62
II.2.1. Extraction et conservation des hypophysés.....	62
II.2.2. Traitement d'induction de la spermiation chez les géniteurs.....	63
II.2.2.1. Constitution des lots des poissons.....	63
II.2.2.2. Préparation des substances à injecter.....	63
II.2.2.2.1. HCG.....	63
II.2.2.2.2. Extraits hypophysaires.....	64
II.2.2.3. Injection des produits aux poissons.....	66
II.2.3. Appréciation de la qualité du sperme.....	68
II.2.3.1. Prélèvement du sperme et quantification de son volume	68

II.2.3.2. Détermination de la durée de motilité des spermatozoïdes.....	71
II.2.3.3. Détermination de la concentration du sperme.....	71
II.2.4. Reproduction.....	73
II.2.4.1. Préparation du sperme.....	73
II.2.4.2. Récolte des ovules.....	73
II.2.4.3. Fécondation.....	76
II.2.5. Incubation.....	78
II.2.6. Ecllosion et comptage des larves.....	80
II.2.7. Analyse statistique.....	80

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION..... 81

III.1. RESULTATS..... 81

III.1.1. Données sur les hypophyses.....	81
III.1.2. Caractéristiques morphométriques des géniteurs.....	82
III.1.2.1. Longueur totale.....	82
III.1.2.2. Masse corporelle.....	82
III.1.3. Maturité sexuelle.....	82
III.1.3.1. Masse des gonades.....	82
III.1.3.2. Masse des vésicules séminales.....	82
III.1.3.3. Indice gonadosomatique (IGS).....	84
III.1.3.4. Rendement d'extraction du sperme.....	85
III.1.3.5. Rapport du volume testiculaire.....	85
III.1.4. Caractéristiques du sperme.....	87
III.1.4.1. Volume du sperme.....	87
III.1.4.2. Concentration en spermatozoïdes du sperme.....	89
III.1.4.3. Durée de motilité des spermatozoïdes.....	91
III.1.5. Taux d'écllosion.....	94
III.1.5.1. Taux d'écllosion des larves.....	94
III.1.5.2. Corrélation entre le taux d'écllosion et les caractéristiques du sperme.....	94

III.2. DISCUSSION..... 96

III.2.1. Caractéristiques morphométriques des géniteurs.....	96
III.2.2. Rendements et indice de maturité.....	97
III.2.3. Volume de sperme.....	98
III.2.4. Concentration de sperme.....	99
III.2.5. Durée de motilité des spermatozoïdes.....	99
III.2.6. Taux d'écllosion.....	100

CONCLUSION GENERALE ET RECOMMANDATIONS..... 102

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Inventaire des projets de développement aquacole du secteur public et parapublic.....	8
Tableau II : Inventaire des projets de développement aquacole du secteur privé.....	9
Tableau III : Evolution des productions halieutiques de 1990 à 2000 (en tonnes).....	15
Tableau IV : Caractères distinctifs de trois espèces d' <i>Heterobranchus</i> (19).....	19
Tableau V : Régime alimentaire de <i>Heterobranchus longifilis</i> dans l'Oubangui (Congo).....	25
Tableau VI : Critères de sélection des femelles d' <i>Heterobranchus longifilis</i> pour la reproduction.....	39
Tableau VII : Variation du temps de latence en fonction de la température chez les femelles.....	41
Tableau VIII : Echelle arbitraire d'appréciation de la motilité des spermatozoïdes.....	42
Tableau IX : Durée d'incubation des œufs en fonction de la température.....	44
Tableau X : Conditions d'élevage en phase larvaire et post-larvaire.....	60
Tableau XI : Conditions d'élevage en phase de prégrossissement et de grossissement.....	60
Tableau XII : Doses administrées à chaque lot de poissons pour l'induction de la spermiation.....	65
Tableau XIII : Données sur les caractéristiques des géniteurs.....	83
Tableau XIV : Rapports et indices de maturité sexuelle.....	86

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Production de la pisciculture continentale par espèce en 2000.....	16
Figure 2 : Répartition géographique de <i>Heterobranchus longifilis</i>	20
Figure 3 : Spécimen de <i>Heterobranchus longifilis</i>	20
Figure 4 : Représentation schématique de la structure du testicule chez les Téléostéens	29
Figure 5 : Coupe histologique du testicule de <i>Heterobranchus longifilis</i>	30
Figure 6 : Schéma du cycle de la spermatogenèse dans un lobule spermatique...	32
Figure 7 : Contrôle hypothalamo-hypophysaire de la spermatogenèse.....	36
Figure 8 : Organigramme du CRO.....	52
Figure 9 : Quadrillage de la cellule de Thoma.....	73
Figure 10 : Droite de régression entre la masse des poissons et celle de leur hypophyse.....	81
Figure 11 : Variation de la masse des gonades en fonction de la masse totale des poissons.....	84
Figure 12 : Volumes de sperme à J ₁ , J ₁₅ et J ₃₀	88
Figure 13 : Droite de régression du volume de sperme en fonction de la masse des gonades.....	89
Figure 14 : Concentrations du sperme en spermatozoïdes à J ₁ , J ₁₅ et J ₃₀	90
Figure 15 : Durées de motilité des spermatozoïdes à J ₁ , J ₁₅ et J ₃₀	92
Figure 16 : Diagramme de fréquence de la durée de motilité des spermatozoïdes	93
Figure 17 : Taux d'éclosion des larves à J ₁ , J ₁₅ , J ₃₀	95

LISTE DES PHOTOS

Photo 1: Larves de <i>Heterobranchus longifilis</i> de 4 jours.....	47
Photo 2: Larves de <i>Heterobranchus longifilis</i> à 1 mois d'âge.....	47
Photo 3 : Salle de reproduction du CRO.....	56
Photo 4: Ecloserie du CRO.....	56
Photo 5: Bassins circulaires du CRO.....	58
Photo 6: Injection d'HCG et d'extraits hypophysaires au silure.....	67
Photo 7: Dissection des testicules.....	69
Photo 8: Testicules et vésicule séminale de <i>Heterobranchus longifilis</i>	69
Photo 9: Extraction de sperme du silure.....	70
Photo 10: Microscope associé à une caméra et un écran vidéo.....	72
Photo 11: Cellule de Thoma.....	72
Photo 12: Récolte des ovules par massage abdominal ou stripping.....	75
Photo 13: Ovules de <i>Heterobranchus longifilis</i>	75
Photo 14: Fécondation artificielle (Dépôt du sperme sur les ovules).....	77
Photo 15: Barquettes d'incubation.....	79
Photo 16: Tamis disposé dans une auge d'incubation.....	79

INTRODUCTION

En Côte d'Ivoire, la production halieutique (pêche et aquaculture) occupe une place essentielle au sein de l'économie nationale. En effet, le poisson, compte tenu de son abondance et de son faible coût, est la principale source de protéines animales de la population ivoirienne (9, 20).

Malheureusement, depuis quelques années, les pêcheries nationales stagnent et font face à de nombreuses difficultés que sont:

- la surexploitation des eaux à l'origine d'une forte réduction des ressources naturelles en poisson.
- la pollution des milieux aquatiques, entraînant une forte déperdition des ressources aquatiques.

L'Etat Ivoirien doit ainsi faire face au problème de l'incapacité de la production halieutique nationale à couvrir la forte demande intérieure. En effet, en 2000, la production halieutique, de l'ordre de 81 523 tonnes (9) ne couvre que 32,5 % de la consommation nationale. Le déficit est comblé par les importations (238 467 tonnes) (9).

En raison de ces difficultés, le Gouvernement ivoirien a élaboré une politique de développement des productions halieutiques qui s'appuie sur l'aquaculture, seule alternative pour satisfaire la demande nationale en poisson à moindre coût.

C'est dans ce contexte qu'a été mis en place un vaste programme de développement régional de l'aquaculture basé sur la vulgarisation de l'élevage de certaines espèces de poissons telles que:

- *Oreochromis niloticus* (tilapia) ;
- *Chrysichthys nigrodigitatus* (mâchoiron) ;
- *Heterobranchus longifilis* (silure).

Ces types d'élevage ont pour objectifs principaux de:

- produire du poisson de consommation;
- produire les espèces nécessaires au repeuplement des eaux pour compenser les prélèvements croissants, opérés par les pêcheurs;
- suppléer une productivité piscicole naturelle freinée par la dégradation des milieux aquatiques.

De toutes les espèces suscitées, le silure (*Heterobranchus longifilis*) représente la meilleure espèce capable de satisfaire les objectifs du programme de développement, du fait de ses grandes potentialités aquacoles (fort potentiel de croissance, survie dans des conditions d'hypoxie et de forte salinité).

C'est la raison pour laquelle de nombreuses recherches sur sa reproduction, son élevage larvaire et sa croissance sont effectuées afin de permettre sa vulgarisation.

Notre objectif qui s'inscrit dans ce vaste programme, est de contribuer à une maîtrise des techniques de reproduction artificielle du silure, par l'induction

de la spermiation à l'aide d'extraits hypophysaires ayant subi différentes méthodes de conservation.

Le travail que nous présentons à cet effet, comporte deux parties :

- dans une partie bibliographique, nous situerons au préalable l'élevage du silure dans le contexte ivoirien à travers une présentation de l'aquaculture en Côte d'Ivoire, avant de décrire quelques particularités biologiques de ce poisson qui justifient son choix dans l'amélioration des productions halieutiques ;
- la deuxième partie qui est expérimentale, traitera du contexte de l'étude, des matériels et méthodes utilisées et des résultats qui seront discutés.

PARTIE I

ETUDE

BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : L'AQUACULTURE EN CÔTE D'IVOIRE

DEFINITIONS

❖ Aquaculture

L'aquaculture est un terme général qui désigne l'ensemble des techniques d'élevage des êtres vivants aquatiques (animaux et végétaux) (15).

La FAO (Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture) en donne la définition suivante: «l'aquaculture consiste en l'élevage d'organismes aquatiques, notamment de poissons, de mollusques, de crustacés et de plantes aquatiques. L'élevage suppose une forme quelconque d'intervention dans la croissance, comme l'ensemencement, l'alimentation et la protection contre les prédateurs, et vise à améliorer la production. L'aquaculture suppose la propriété individuelle ou corporative du stock cultivé.»

❖ Pisciculture

Etymologiquement, ce terme vient du mot latin « piscis » qui signifie «poisson».

La pisciculture désigne l'ensemble des techniques de production et d'élevage des poissons comestibles (15).

1.1. HISTORIQUE DE L'AQUACULTURE EN CÔTE D'IVOIRE

1.1.1. Débuts de l'aquaculture en Afrique

L'aquaculture en milieu continental est une pratique relativement ancienne qui a été introduite en Afrique dans la première moitié du vingtième siècle.

L'espèce exploitée du fait de ses performances aquacoles était le tilapia, en étangs d'eau douce. Ainsi, la pisciculture du tilapia a été initiée en 1924 au Kenya, en 1937 au Congo et en 1940 au Zaïre (actuellement République Démocratique du Congo) par les européens, pendant la période coloniale (21).

Malgré de faibles performances, les résultats furent jugés prometteurs et des actions de vulgarisation débutèrent dans certains pays colonisés. Elles concernaient la mise en place de centres de recherche et de formation pour mener des programmes de développement de la pisciculture en milieu rural.

Cependant, après l'accès des pays africains à l'indépendance dans les années 1944, toutes les tentatives de développement de la pisciculture du tilapia se sont soldées par un échec du fait qu'elles sont restées une activité marginale.

Ces résultats décevants étaient liés au fait que cette activité était considérée comme économiquement aléatoire et peu rentable.

Entre les années 1970 et 1980, la pisciculture du tilapia a connu un regain d'intérêt avec le développement de nouvelles techniques. Cependant, jusqu'à nos jours, cet élevage n'a pas su réellement se développer. C'est le même constat pour l'aquaculture en général.

I.1.2. Début de l'aquaculture en Côte d'Ivoire

L'aquaculture a été introduite en Côte d'Ivoire dans les années quarante par l'administration coloniale (16).

Les premiers essais ont porté sur une pisciculture intensive et ont donné des résultats concluants dans les stations de recherche et de production d'alevins. Toutefois, lors du transfert de cette pisciculture en milieu rural, elle a dû faire face à de nombreuses contraintes (16):

- la prolificité du tilapia, entraînant une surpopulation suivie de nanisme;
- la nécessité de nourrir les poissons, mal perçue et inadaptée dans un contexte africain;
- le coût de production trop élevé par rapport au pouvoir d'achat des populations.

Ces contraintes ont entraîné une orientation de la pisciculture en milieu rural de plus en plus vers un élevage de type extensif.

En 1955, a été mise en place une section de pisciculture au sein du service des Eaux et Forêts, dans le cadre d'un programme de développement de l'aquaculture (44, 51).

Ce programme a débuté par la création d'étangs de démonstration confiés à des particuliers et d'étangs privés dans plusieurs régions du pays. Les étangs étaient approvisionnés en alevins à partir des stations d'alevinage gérées par la section de pisciculture.

Cependant, cette tentative de développement piscicole n'a pas donné les résultats escomptés et les étangs ont presque tous été abandonnés quelques années plus tard. C'est ainsi que sur 340 étangs installés avant 1944 sur l'ensemble du territoire national, moins de 50 étaient dénombrés en 1966 (44, 51).

Des efforts ont été ensuite déployés vers l'aquaculture lagunaire par l'introduction d'espèces allochtones telles que :

- les crevettes en enclos en 1971, à Grand-Bassam
- le tilapia en cage, en 1975 à Dabou et en 1979 à Jacquelineville.

Là également, ces essais se sont soldés par un échec, du fait de l'inadaptation des espèces (16).

Le choix s'est alors porté sur des espèces autochtones avec des essais de production du mâchoiron en enclos et du tilapia en cage. C'est ainsi que dans les

années 70, plusieurs initiatives importantes ont permis un redémarrage de l'activité aquacole (51).

Les secteurs des pêches artisanales et de l'aquaculture ont bénéficié de 1978 à 1994 d'un financement d'environ 15 milliards dont 8 milliards de francs CFA d'aide extérieure. 40 % ont été alloués au secteur de la pêche et 44 % pour l'aquaculture (8). Les projets de développement aquacole ont été initiés aussi bien dans le secteur public que dans le secteur privé (Tableaux I et II).

Tableau I : Inventaire des projets de développement aquacole du secteur public et parapublic (11, 44, 51)

Dates	Projets
1974-1976	Essais d'élevage en cages sur le lac de Kossou (PNUD/FAO et AVB (Autorité pour l'Aménagement de la Vallée du Bandama).
1977-1980	Ferme piscicole pilote de Natio-Kobadara (Korhogo) avec un financement FAC (Fonds d'aide et de Coopération) et Côte d'Ivoire pour tester en vraie grandeur des techniques d'élevage en étangs en vue de l'installation de fermes commerciales de production piscicole.
1977-1990	Projets PNUD/FAO/MINEFOR pour le développement de la pisciculture familiale jusqu'en 1986 puis de la pisciculture artisanale de 1987 à 1990, sur les trois quarts du pays.
1981-1993	Projet d'aquaculture lagunaire centré sur le complexe de la lagune Ebrié, exécuté par SEPIA (Société d'Etude et de Promotion de l'Ingénierie Aquacole) International, puis par la Direction des Pêches, avec l'assistance financière de la CFD (Caisse Française de développement).
1989-1991	Projets exécutés par l'AFVP (Association Française des Volontaires du Progrès), principalement dans les régions du centre-ouest (Daloa et Gagnoa) et le l'ouest (Danané)
1992-1999	Projet d'appui à la profession piscicole du centre-ouest pour la promotion d'une profession autonome, exécuté par l'AFVP et la MCAC (Mission de Coopération et d'Action Culturelle) sur un financement FAC.
1992	Projet intégré de développement rural de la région forestière ouest ou projet BAD Ouest basé à Man et financé par la BAD (Banque Africaine de Développement), le FAD (Fonds Africains de Développement) et la Côte d'Ivoire.
1996-1503	Projet d'Appui à la Professionnalisation Piscicole du Centre-Est de la Côte d'Ivoire (PAPPE), financés par la Coopération Belge et par l'Etat ivoirien.
1997	Opération Jacquerville aquaculture. Ce projet a été mis en place en 1997 après le dépôt de bilan de la SIAL (Société Ivoirienne d'Aquaculture Lagunaire) afin de restaurer la station d'alevinage de Jacquerville grâce au financement de l'Etat ivoirien.
1502-1507	Projet de Développement de la Pisciculture Artisanale dans le Centre-Ouest et le Sud-Ouest de la Côte d'Ivoire (PDPA), financé par l'Agence Française de Développement et l'Etat ivoirien.

PNUD : Programme des Nations Unies pour le Développement

FAO : Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture

MINEFOR : Ministère des Eaux et Forêts

Tableau II: Inventaire des projets de développement aquacole du secteur privé
(11, 44, 51)

Dates	Projets
1976-1984	Production commerciale à l'échelle industrielle de tilapia en cages, mise en place par British Petroleum et Fish Farming international à Bapo (Jacqueville), puis à Aghien (Bingerville).
1977-1982	Production artisanale de <i>Oreochromis niloticus</i> par des groupements (fermes de Tiné et de Nambékaha) dans la région de Korhogo.
1977-1978	Production industrielle de mâchoiron à Grand Lahou par la SODEPALM (Société de Développement du Palmier à huile) à la ferme AQUICI (Ferme Industrielle d'Aquaculture en Côte d'Ivoire).
1989-1993	le projet Blohorn-Aquaculture pour la crevetticulture, basé à Grand-Lahou, financé par BLOHORN-UNILEVER.
1989	Production industrielle de mâchoiron par la SIAL (Société Ivoirienne d'Aquaculture lagunaire) à Jacqueville.
1995	le projet CARP (Compagnie Africaine de Reproduction de Poissons), basé à Bingerville sur la lagune Aghien
1996	la société Agro-Piscicole de la Mé (SAP) situé à Adzopé

I.2. ATOUS ET CONTRAINTES DE L'AQUACULTURE EN COTE D'IVOIRE

I.2.1. Atouts de l'aquaculture

La Côte d'Ivoire détient de nombreux atouts en matière de productions halieutiques, en particulier en faveur de l'aquaculture (8). Il s'agit du milieu physique, de l'environnement socio-économique, des techniques et moyens de production.

I.2.1.1. Milieu physique

La Côte d'Ivoire dispose d'un réseau hydrographique important:

- 3 000 km de rivières et fleuves;
- 1 440 km² de retenues d'eau hydroélectrique et hydroagricole;
- 1 270 km² de lagunes.

De plus, il existe environ 1 000 petits barrages et retenues d'eau d'une superficie totale de 64 000 ha avec en corollaire, des milliers de bas-fonds piscicultivables (8).

Une grande partie de ces ressources hydrauliques reste à exploiter.

I.2.1.2. Environnement socio-économique

La forte demande intérieure en produits halieutiques (due aux habitudes alimentaires) est un facteur favorable au développement du secteur. Cette demande est en hausse du fait d'une croissance démographique importante, de l'ordre de 3,8 % par année et de la baisse du pouvoir d'achat des populations qui se tournent de plus en plus vers le poisson dont le prix est plus accessible par rapport aux autres denrées d'origine animale (8).

I.2.1.3. Techniques et moyens de production

Globalement, les techniques de production sont maîtrisées (reproduction et élevage de certaines espèces piscicoles telles que le mâchoiron, le tilapia, le silure). Les structures de production (enclos, cages flottantes, étangs) existent. Toutefois, des progrès restent à accomplir au niveau de la mise en pratique.

Par ailleurs, l'existence de sous-produits agricoles et agro-industriels comme le son de riz, de maïs et le tourteau de coton et de coprah, est un facteur favorable au développement de la pisciculture.

I.2.2. Contraintes de la filière aquacole

L'aquaculture doit faire face à de nombreux problèmes qui freinent son développement. Ces contraintes apparaissent à plusieurs niveaux (8; 10, 44):

- le domaine foncier;
- le cadre institutionnel;
- le cadre économique et financier;
- le cadre technique;
- la commercialisation des produits aquacoles;
- les facteurs humains et matériels.

I.2.2.1. Problèmes fonciers

Dans le domaine foncier, il existe un réel problème pour les non riverains des plans d'eau et bas-fonds exploitables, d'accessibilité à ces zones. Il est donc impératif de régulariser officiellement les situations foncières et les droits de propriété dans les bas-fonds.

I.2.2.2. Contraintes institutionnelles

Les contraintes institutionnelles sont en rapport avec:

- le manque de moyens de l'administration;
- l'absence d'une réglementation appropriée;
- le mode de développement adopté pour l'aquaculture est peu adapté.

En effet, en ce qui concerne le dernier point, le développement de l'aquaculture s'est accompli jusqu'à aujourd'hui, exclusivement à travers des projets. De ce fait, la capitalisation et la pérennisation des acquis restent incertaines. Il en résulte que les activités aquacoles sont peu ou mal coordonnées suite :

- à une mauvaise collaboration des différents intervenants du secteur conduisant à une mauvaise diffusion de l'information ;
- au manque de moyens pour assurer la cohérence globale du système.

I.2.2.3. Contraintes économiques et financières

L'absence de financement adapté handicape fortement tous les types de production halieutique, en particulier l'aquaculture lagunaire. Ceci a pour conséquence, un sous-investissement très préjudiciable. Or, ce secteur d'activité nécessite des capitaux importants pour son développement.

En plus du problème de financement, la filière aquacole doit faire face à plusieurs difficultés majeures :

- le coût des alevins est très élevé, surtout pour les espèces à reproduction difficile (siluriformes), utilisant des technologies sophistiquées;
- le coût des aliments artificiels composés est très élevé car certaines matières premières sont soit importées, soit produites localement à des coûts élevés;
- il n'existe pas de marché fiable des produits aquacoles à cause du manque de prospection. Le marché observe de grandes variations spatio-temporelles.

I.2.2.4. Contraintes techniques

L'expérience de BLOHORN-AQUACULTURE à Grand Lahou a mis en évidence une maîtrise insuffisante des techniques d'élevage des crevettes.

Un certain nombre de problèmes, principalement de deux ordres reste encore à résoudre :

- l'obtention de reproducteurs et de post-larves ;
- la mauvaise qualité de l'alimentation ;
- les connaissances insuffisantes des besoins nutritionnels et la mise sur le marché d'aliments inadaptés.

I.2.2.5. Contraintes dans la commercialisation des produits aquacoles

Dans le passé, la commercialisation des produits aquacoles a posé beaucoup de problèmes du fait que le marché n'avait pas été suffisamment prospecté.

Aujourd'hui, grâce aux circuits mis en place (poissons vendus frais, morts ou vivants), des quantités non négligeables mises sur le marché sont écoulées.

Cependant, avec le développement du secteur, ces circuits pourraient s'avérer inadaptés et insuffisants.

I.2.2.6. Facteurs humains et matériels

I.2.2.6.1. Moyens matériels

Les moyens matériels concernent:

- les véhicules, les mobylettes et les embarcations ;
- les appareils topographiques ;
- le matériel de pesée.

Le matériel est relativement cher et n'est pas à la portée de tous. Leur absence handicape sérieusement le développement de la filière piscicole. Leur inexistence dans certains services d'appui, constitue un facteur limitant au développement.

I.2.2.6.2. Facteurs humains

Dans ce domaine, se posent deux problèmes majeurs :

- l'insuffisance numérique de spécialistes;
- la nouveauté de l'activité n'a pas permis la mise en place d'organisations fiables, capables de capitaliser les acquis et pérenniser le secteur aquacole.

I.3. SYSTEMES ET NIVEAUX DE PRODUCTION AQUACOLE

I.3.1. Systèmes de production aquacole

Compte tenu de la restriction de notre étude relative au silure, nous nous intéresserons plus spécifiquement aux types de piscicultures existant en Côte d'Ivoire. Ils se pratiquent essentiellement en zones rurales et périurbaines, sur l'ensemble du territoire. Il en existe trois types:

- la pisciculture extensive ;
- la pisciculture semi-intensive ;

- la pisciculture intensive.

I.3.1.1. Pisciculture extensive

Dans ce système d'élevage, le poisson est pratiquement livré à lui-même pour son alimentation, ce qui laisse aux éleveurs une plus grande autonomie, avec cependant, des niveaux de production plus faibles par unité de surface (16). Parfois, le pisciculteur donne des déchets agro-alimentaires comme nourriture d'appoint (21).

La pisciculture extensive, forme traditionnelle de l'élevage des poissons en Côte d'Ivoire, correspond le plus souvent à un élevage de tilapias non sexés qui sont mis en étang à faible densité.

Elle permet en général, la production de poissons nécessaires au repeuplement équilibré et durable des écosystèmes aquatiques (1).

Les inconvénients majeurs de ce type de production sont (44):

- les rendements très faibles de l'ordre de 1 à 1,5 t/ha/an
- la production très hétérogène de poissons

I.3.1.2. Pisciculture semi-intensivè

Elle correspond à une forme de pisciculture artisanale localisée en zone périurbaine utilisant le sexage des alevins et une alimentation basée sur des sous-produits agro-industriels associés à une fertilisation organique (44).

L'espèce exploitée est également le tilapia. Mais, ce dernier est généralement plus productif et associé à un prédateur comme *Heterobranchus longifilis* pour mieux contrôler la densité dans le cas des élevages non sexés (44).

Le rendement du système semi-intensif est de l'ordre de 6 à 8 t/ha/an avec un potentiel de 15 t.

I.3.1.3. Pisciculture intensive

Selon ARRIGNON (1), la pisciculture intensive correspond à la production maximale de poissons d'un calibre donné, dans un minimum d'eau, d'espace et de temps, au moindre coût et suivant un planning préalablement établi. Ce type d'élevage repose sur une alimentation artificielle qui est un élément fondamental dans la production et se pratique généralement en étang, en enclos lagunaire ou en cage flottante (16).

Cette technique peut être utilisée dans le cas de l'élevage d'espèces telles que le mâchoiron (*Chrysichthys nigrodigitatus*) en enclos lagunaire, le silure *Heterobranchus longifilis* en étang et *Oreochromis aureus* en cage flottante.

La pisciculture intensive correspond à l'une des premières techniques utilisées lors des premiers essais de pisciculture réalisés au cours de la période coloniale (16). Elle était pratiquée dans les stations de recherche et de production d'alevins.

Ce système, de par sa variabilité tant du point de vue intensification par rapport à la surface que du fait d'un recours variable aux intrants, est le plus apte à concurrencer le poisson importé (44).

Il permet de surcroît, un investissement dans le domaine de l'hydraulique des bas-fonds pour une meilleure mise en valeur de ceux-ci.

1.3.2. Niveaux de production aquacole

L'aquaculture lagunaire et continentale occupe encore une place très faible dans la production nationale de poissons dont elle ne représente pratiquement que 1 % avec une production de 1 200 t en 2 000 (Tableau III) (9).

Les pêches industrielles et artisanales sont de loin le principal moyen d'approvisionnement du marché ivoirien en poissons.

Cependant, la production aquacole enregistrée en l'an 2 000 est très élevée comparée aux années précédentes. En effet, malgré la baisse importante de production entre 1996 et 1997 qui est respectivement de 1 128 t et 450 t, celle-ci a connu une augmentation constante les trois années suivantes (9). Entre 1999 et 2000 la production aquacole a connu une hausse de 33,92 %. Ces derniers résultats peuvent s'expliquer en partie par la politique prônée par le Gouvernement et visant à atteindre l'autosuffisance en protéines d'origine halieutique.

La pisciculture continentale, c'est-à-dire en étang et en bassin, représente 46,5% (55 789 t) de la production aquacole totale contre 53,5 % pour la pisciculture lagunaire (9).

Dans la pisciculture continentale (Figure 1), l'élevage de *Heterobranchus longifilis* représente près de 18 % de la production dont près de la moitié est assurée par le projet BAD Ouest, ce qui n'est pas négligeable et montre la relative importance de cette espèce (9).

C'est l'élevage d' *Oreochromis niloticus* (tilapia) qui représente la part la plus importante de la pisciculture continentale avec un taux de production d'environ 42 % (9).

Malgré la faible importance de l'aquaculture dans la production nationale, elle reste cependant un secteur d'avenir qui pourra aider à pallier les difficultés du secteur de la pêche (baisse des ressources, pollution des eaux, etc.)

Heterobranchus longifilis, par ses grandes aptitudes représente également un potentiel de développement important pour ce secteur.

Tableau III: Evolution des productions halieutiques de 1990 à 2 000 (en tonnes) (9)

Année	Pêche	Aquaculture	Productions halieutiques
1990	95 000	30	95 030
1991	82 855	327	83 182
1992	87 039	244	87 283
1993	69 823	351	70 174
1994	73 978	116	74 094
1995	70 189	337	70 521
1996	72 711	1 88	73 839
1997	67 167	450	67 617
1998	72 528	862	73 390
1999	78 273	896	79 169
1500	80 323	1150	81 523

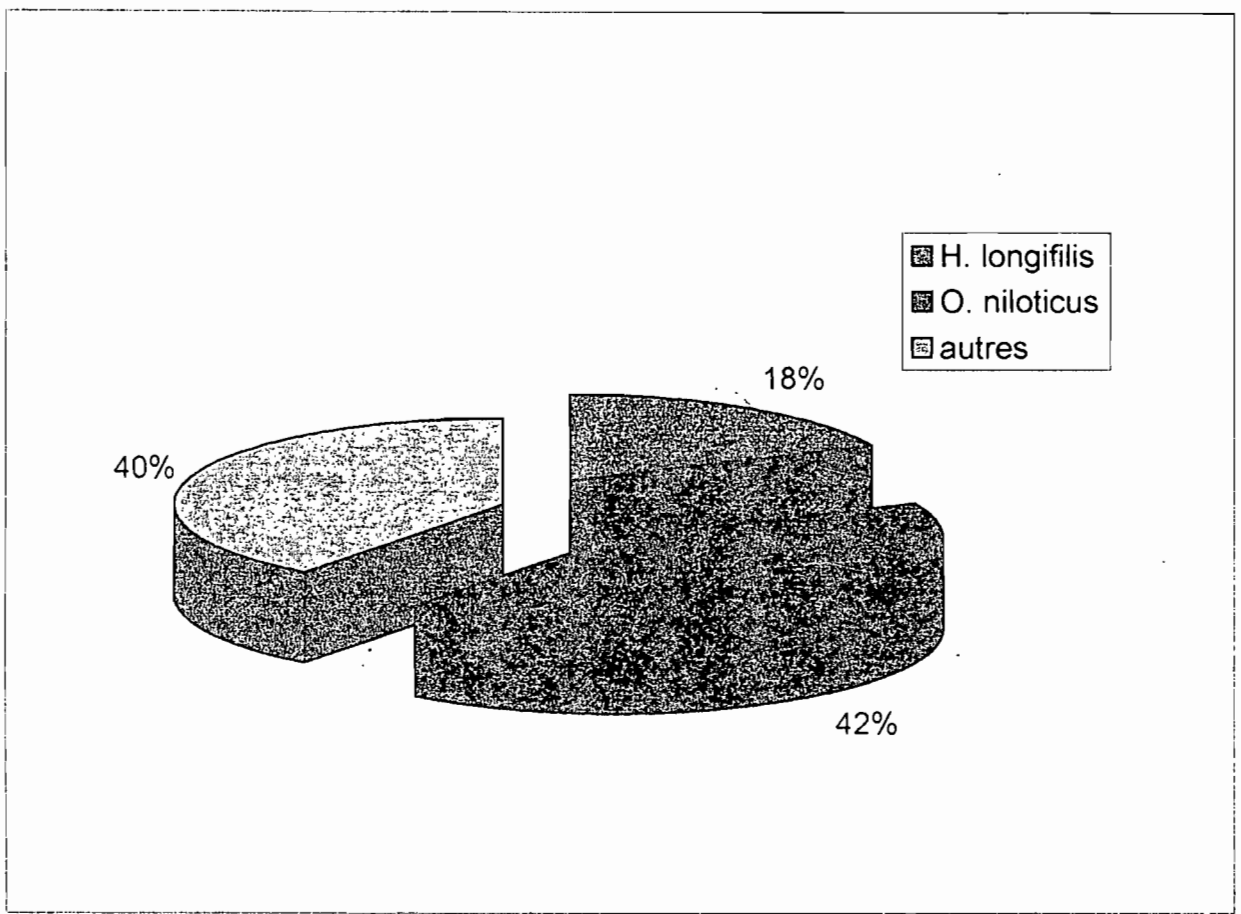


Figure 1 : Production de la pisciculture continentale par espèce en 2 000

CHAPITRE II : DONNEES GENERALES SUR LA BIOLOGIE DU SILURE

Dans ce chapitre, nous évoquerons quelques particularités physiologiques du silure qui justifient son choix pour l'amélioration des productions halieutiques, avant de traiter de manière spécifique sa reproduction dans le chapitre suivant.

II.1. SYSTEMATIQUE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE

II.1.1. Systématique

Sur le plan taxonomique, le silure appartient (16, 21):

- au Philome des Chordés ;
- au Sous Philome des Vertébrés ;
- à la Super Classe des Poissons ;
- à la Classe des Osteichthyens ;
- à l'Ordre des Siluriformes ;
- à la Famille des Clariidae.

La famille des Clariidae comprend 13 genres dont trois sont présents en Afrique de l'Ouest: *Clarias*, *Heterobranchus*, *Clarioides* (7).

Le genre *Heterobranchus* ou silure africain comporte quatre espèces:

Heterobranchus longifilis

Heterobranchus isopterus

Heterobranchus bidorsalis

Heterobranchus boulengeri

Parmi ces quatre espèces, seules les deux premières ont été identifiées dans les cours d'eau ivoiriens dont *Heterobranchus longifilis* qui fait l'objet de notre étude (19, 21, 26). Toutefois, des études sont également menées en Côte d'Ivoire sur *Heterobranchus bidorsalis*, originaire du Niger.

II.1.2. Répartition Géographique

II.1.2.1. Répartition dans le Monde

La famille des Clariidae est présente à la fois en Afrique et en Asie.

En Afrique, l'aire de répartition géographique de *Heterobranchus longifilis* est très vaste et couvre la quasi-totalité des grands bassins fluviaux de l'Afrique inter tropicale: le Nil, le bassin Tchadien, le Niger, la Volta, le

Sénégal, la Gambie, le Congo, le Zambèze, le lac Tanganyika (7, 21). Cette aire de répartition est représentée dans la Figure 2.

II.1.2.2. Répartition en Côte d'Ivoire

En Côte d'Ivoire, on retrouve *Heterobranchus longifilis* dans la plupart des bassins, ainsi qu'en lagune Ebrié (Abidjan) où sa capture reste rare. Cependant, il y est moins abondant que *Heterobranchus isopterus* (21).

Il vit dans les milieux difficiles d'accès tels que les fonds marécageux.

II.2. MORPHOLOGIE DU SILURE

II.2.1. Caractéristiques générales de la Famille des Clariidae

Les poissons de la famille des Clariidae se caractérisent par (7):

- un corps allongé, souvent anguilliforme ;
- une tête déprimée portant quatre paires de barbillons simples bien développés ;
- une nageoire dorsale rayonnée et longue suivie ou non d'une nageoire adipeuse ;
- une nageoire caudale arrondie;
- des organes respiratoires accessoires au-dessus des arcs branchiaux.

II.2.2. Caractéristiques spécifiques à *Heterobranchus longifilis* (Figure 3)

Le corps de *Heterobranchus longifilis* est relativement allongé, dépourvu d'écaillés, de couleur gris noir avec une face ventrale blanche (21).

Le silure peut atteindre des tailles pouvant aller jusqu'à 1,50 m pour un poids d'environ 24 Kg (21, 35).

En Côte d'Ivoire, des poids de 15 kg ont pu être obtenus en élevage à la station de Layo (21).

La tête très large, est munie de post-orbitaires et de suprapréopercules bien développés et jointifs (21). Elle comporte:

- un petit œil rond à bord libre ;
- quatre paires de barbillons allongés ;
- des organes suprabranchiaux arborescents, volumineux, formés par les évaginations des deuxièmes et quatrièmes arcs branchiaux, permettant au silure de rester vivant hors de l'eau pendant un certain temps et de survivre dans des conditions d'hypoxie (32, 34) ;
- la bouche est large et terminale. Elle porte des dents volleniformes ou granuleuses au niveau des mâchoires et du vomer (os de la tête).

Le silure présente 5 types de nageoires:

- une nageoire dorsale comportant 21 à 35 rayons, suivie d'une nageoire adipeuse bien développée ;
- une nageoire anale comportant 32 à 52 rayons ;
- une paire de nageoires pectorales armées d'épines ;
- une paire de nageoires ventrales.

Il existe un certain dimorphisme sexuel chez cette espèce. En effet, le mâle possède une papille génitale bien développée à la différence de la femelle qui ne possède qu'un simple orifice génital.

II.2.3. Caractères distinctifs entre *Heterobranchus longifilis* et les autres espèces du genre

Heterobranchus longifilis se distingue des autres espèces par plusieurs caractéristiques: (21) (Tableau IV):

- la largeur des plaques vomériennes et pré-maxillaires ;
- la tâche postérieure noirâtre de la nageoire adipeuse ;
- la bande claire située à la base de la nageoire caudale.

Tableau IV : Caractères distinctifs de trois espèces d' *Heterobranchus* (14)

Caractères	<i>H. bidorsalis</i>	<i>H. isopterus</i>	<i>H. longifilis</i>
Denticules à l'avant des nageoires pectorales	absence	présence	présence
Couleur du corps	marron	Gris marbré	Gris vert
Couleur des nageoires	Rouges et uniformes	Grises et uniformes	Adipeuse plus foncée à l'arrière. Bande verticale claire sur la caudale
Forme de la tête	Plus arrondie	Plus fusiforme	Plus carrée

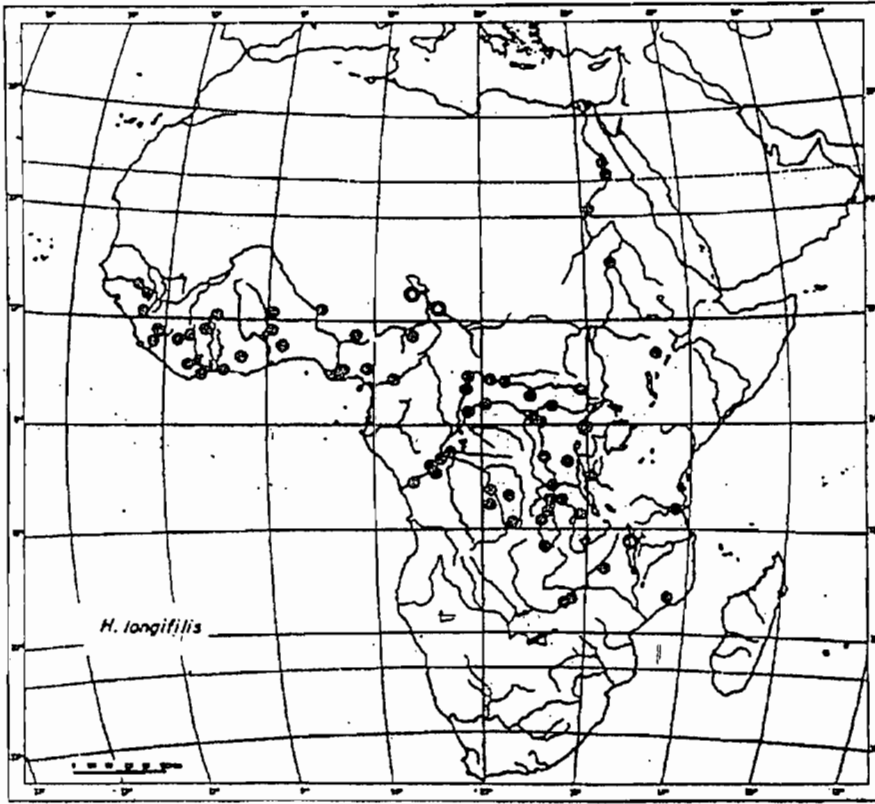
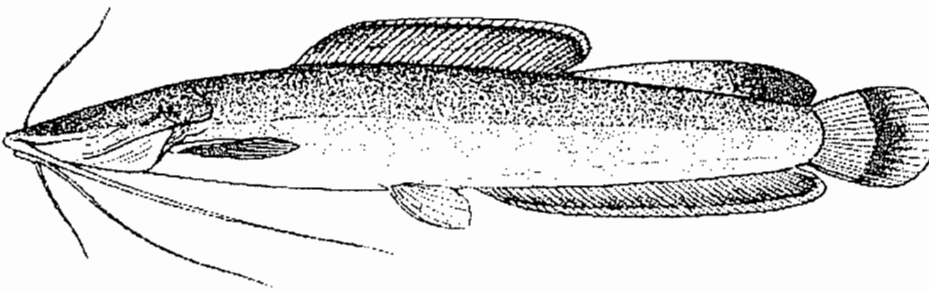


Figure 2 : Répartition géographique de *Heterobranchus longifilis* (48)



FAO

Figure 3: Spécimen de *Heterobranchus longifilis*

II.3. Particularités physiologiques du silure

II.3.1. Respiration

De façon synthétique, la respiration s'effectue comme suit: le courant d'eau passant par la bouche, irrigue les branchies qui fixent l'oxygène et libèrent le gaz carbonique. L'opercule joue le rôle de soupape battante (19). C'est à ce niveau que l'eau est ensuite expulsée.

Au niveau cellulaire, la fonction respiratoire correspond à un ensemble de mécanismes assurant le transfert d'oxygène et de gaz carbonique entre le milieu ambiant et les cellules, l'oxygène étant consommé et le gaz carbonique produit (34). Cette fonction s'effectue en quatre étapes (34):

- la première étape de ventilation correspondant au renouvellement de l'eau au contact des branchies ;
- la deuxième étape correspond à la diffusion des gaz à travers la paroi des branchies: de l'eau vers le sang pour l'oxygène et du sang vers l'eau pour le gaz carbonique ;
- la troisième étape est celle de la circulation sanguine des gaz. Le sang artériel, enrichi en O_2 va transporter ce dernier via les artères et les capillaires artériels, des branchies vers les cellules. Puis, ce même sang chargé en CO_2 revient vers les branchies via le système veineux ;
- la quatrième étape est celle de la diffusion de l' O_2 à travers la paroi des capillaires, du sang vers l'intérieur de la cellule où il est consommé. Le CO_2 produit suit le trajet inverse.

Outre cette fonction respiratoire commune à tous les poissons, plusieurs études ont démontré l'existence d'un mécanisme particulier chez le silure lui permettant de survivre dans des conditions d'hypoxie sévère (13, 22, 32, 35). Certains auteurs expliquent cela par l'existence d'un organe respiratoire accessoire situé au dessus des branchies, permettant la respiration aérienne du silure (18, 32, 35). Cette respiration secondaire aérienne intervient soit lorsque la teneur en oxygène dissous de l'eau est déficitaire, soit lorsque le poisson est hors de l'eau. Ainsi de l'air rentre périodiquement par la bouche. Les échanges gazeux sont alors réalisés à l'aide des organes arborescents. L'air est ensuite expulsé par les ouvertures operculaires comme dans le cas de l'eau.

Du fait de cette capacité de respirer l'air atmosphérique, le silure peut survivre dans la boue pendant la saison sèche et même hors de l'eau pendant quelques heures, suivant l'humidité de l'environnement (51).

II.3.2. Equilibre hydrominéral

Les échanges en eau et en sel minéraux entre le milieu extérieur et le poisson sont très différents selon que ce dernier se trouve en eau salée ou en eau douce (1).

En eau douce, le sang du poisson est hypertonique, c'est-à-dire que sa concentration moléculaire est beaucoup plus élevée que celle du milieu ambiant. Cela provoque le passage de l'eau du milieu ambiant vers le sang. Cette dilution du sang par l'eau passant par les branchies serait fatale si les reins n'avaient pas un pouvoir d'élimination de l'eau introduite qui permet de conserver au sang une concentration constante (1). Ainsi, le poisson est traversé par un courant d'eau qui passe par les branchies, le sang, puis est éliminé vers l'extérieur par les reins.

Par contre, en eau salée, le sang des poissons est hypotonique par rapport au milieu ambiant. Dans ce cas, les branchies filtrent l'eau salée pour ne laisser passer qu'un liquide isotonique dans le sang et excrètent les sels (1). Ainsi, le poisson conserve son eau et les branchies constituent une barrière:

Le silure est un poisson d'eau douce, mais les études ont mis en évidence sa capacité d'adaptation dans des milieux aquatiques dont la salinité peut atteindre 5 ‰ (22). Cependant, ce n'est pas le cas chez les larves qui ne peuvent supporter des conditions de salinité élevée. Il est donc primordial que l'éclosion des œufs se fasse en eau douce.

II.3.3. Alimentation et croissance du silure

II.3.3.1. Comportement alimentaire du silure

Une autre particularité mise en évidence chez le silure est son activité préférentiellement nocturne. Ainsi AVIT et LUQUET (2) ont montré que la prise de nourriture chez *Heterobranchus longifilis* se faisait à 50 % en période d'obscurité. De même, KERDCHUEN et LEGENDRE (19) ont observé une plus grande activité locomotrice en période nocturne ainsi qu'une faible amélioration de la croissance et de l'indice de consommation chez les poissons nourris pendant la nuit.

Cette activité trophique nocturne démontrée chez la plupart des siluriformes, serait favorisée par l'existence de l'organe de Weber et de barbillons qui permettraient au silure de détecter les vibrations et les sources de nourriture (2).

Cette préférence de nourriture nocturne n'existe pas chez les larves qui se nourrissent aussi bien le jour que la nuit.

II.3.3.2. Régime alimentaire du Silure

L'alimentation du silure peut être scindée en trois phases en fonction de l'âge (5):

- le stade larvaire ou phase de résorption de la vésicule vitelline pendant laquelle la larve n'absorbe aucune nourriture. Elle se nourrit de ses réserves vitellines. Cette phase dure 2 à 3 jours en fonction de la température de l'eau;
- le stade post-larvaire qui débute juste après la résorption de la vésicule vitelline et pendant lequel les post-larves commencent à s'alimenter de zooplancton ou de phytoplancton;
- le stade adulte où le silure se nourrit de débris végétaux et organiques.

II.3.3.2 1. Régime alimentaire des post-larves

II.3.3.2.1.1 Alimentation naturelle

L'étude de l'alimentation des post-larves en milieu naturel a mis en évidence que la première prise d'aliments s'effectue dès l'âge de 2 jours, alors que la vésicule vitelline des alevins n'est pas entièrement résorbée (18, 24, 25).

A ce stade, les post-larves dont la largeur de la bouche est d'environ 1mm, sont déjà capables d'ingérer des proies planctoniques de grande taille telles que les adultes de *Moina*, de Cyclopidés de 600 à 800 μm (16, 24, 25).

Ce régime alimentaire essentiellement zooplanctonophage jusqu'à l'âge de 9 à 14 jours tend par la suite à se diversifier progressivement avec l'incorporation d'insectes de taille croissante, principalement de larves de Chironomides, des gastéropodes, des détritiques organiques, des débris végétaux et des graines, qui traduisent l'évolution du régime vers celui de l'adulte.

Des études effectuées par LEGENDRE (24, 25) ont démontré que contrairement aux adultes, les post-larves se nourrissent de façon continue de jour et de nuit. Cependant, d'importantes différences sont mises en évidence lorsque l'on considère le type de proies ingérées en fonction du jour ou de la nuit.

Ainsi, les *Moina*, très peu consommées le jour, représentent la part la plus importante des proies identifiées dans le tractus digestif des alevins pendant la nuit. Une évolution inverse est notée pour les copépodes et les ostracodes.

Cet important changement de régime alimentaire entre le jour et la nuit serait lié au comportement des alevins. En effet, des observations effectuées dans les structures d'élevage ont mis en évidence que ces derniers se confinent au voisinage du fond pendant la journée alors qu'ils occupent toute la couche d'eau pendant la nuit avec une grande mobilité. Ce fait est sans doute lié au caractère photophobe marqué des alevins (16, 24, 25).

Les recherches ont démontré que le cladocère *Moina* semble constituer, parmi les proies planctonique disponibles localement, un aliment de départ tout indiqué pour l'alevinage de *Heterobranchus longifilis* (16, 24, 25).

II.3.3.2.1.2. Alimentation en élevage

En élevage, deux options sont envisagées pour l'alimentation des post-larves de *Heterobranchus longifilis* (18, 26):

- la maîtrise d'une production de nauplii d'*Artemia salina* qui servent de proies aux larves élevées en écloserie, en circuit fermé. Cette méthode permet d'obtenir une croissance très rapide des alevins pendant les 15 premiers jours d'élevage et un taux de survie de l'ordre de 90 % (16, 18). Cependant, l'utilisation directe des œufs décapsulés d'*Artemia* qui ont une valeur nutritive équivalente à celle des nauplii permet d'éviter le recours à des proies vivantes ;
- l'approvisionnement des larves en zooplancton sous forme de proies vivantes en étang d'alevinage. Parmi ces proies pouvant être naturellement disponibles dans les étangs, *Moina micrura* semble constituer un bon aliment de départ pour les larves d'*Heterobranchus longifilis*.

KERDCHUEN (18) a réalisé des essais comparatifs avec des proies planctoniques telles que *Moina* et avec un aliment composé à base de levure de foie de bœuf. Ces essais ont montré qu'on peut obtenir une survie aussi élevée qu'avec *Artemia*, mais avec une croissance plus faible au cours des deux premières semaines d'élevage. L'auteur a démontré que de très bonnes croissances pourraient être obtenues avec un aliment composé associé à un apport lipidique (en particulier l'huile de palme ou de coprah) (18, 27).

KERDCHUEN (18) a également mis en évidence que l'aliment artificiel sous forme de granulés permettrait d'obtenir la meilleure croissance.

Il a aussi démontré que *Heterobranchus longifilis* avait des besoins élevés en protéines. Ainsi, chez les juvéniles de 13g, le taux de protéines requis dans l'aliment est estimé à 56,8 % pour un aliment contenant 4 % de lipides.

II.3.3.2.2. Régime alimentaire du silure adulte

II.3.3.2.2.1. En milieu naturel

Une étude réalisée par MICHA (35), portant sur l'analyse du contenu stomacal de *Heterobranchus longifilis* dans l'Oubangui au Congo, a mis en évidence la présence de vers, d'insectes aquatiques et terrestres, de vertébrés dont principalement des poissons et parfois des batraciens, des graines et fruits de végétaux. L'abondance de ces différentes proies varie comme le montre le Tableau V.

La composition du bol alimentaire indique que le silure recherche sa nourriture aussi bien au fond de l'eau qu'à sa surface.

L'importance des vertébrés dans l'alimentation de *Heterobranchus longifilis* en milieu naturel, indique que cette espèce, bien qu'étant un poisson omnivore, présente une nette tendance carnassière (18).

Tableau V : Régime alimentaire de *Heterobranchus longifilis* dans l'Oubangui (Congo) (18, 35)

Types de proies	Quantité (%)
Insectes aquatiques	32,3
Vertébrés	14,3
Graines et fruits	14,0
Insectes terrestres	13,4
Vers	1,0
Végétaux supérieurs	-

II.3.3.2.2.2. En élevage

Des essais ont démontré que *Heterobranchus longifilis* accepte parfaitement les aliments composés à base de sous produits locaux tels que le tourteau d'arachide, le tourteau de coton, les déchets d'abattoir, le son de riz ou de maïs, la drêche de brasserie (21, 35).

Ce type d'aliment est l'un des principaux moyens permettant d'augmenter la production en pisciculture. En effet, il permet une mise en charge plus élevée des étangs et de ce fait, une meilleure exploitation de l'alimentation naturelle (5). En Côte d'Ivoire, les premiers essais d'élevage réalisés en enclos par Legendre, associant *Heterobranchus longifilis* aux tilapia (22) ont démontré que *Heterobranchus* se nourrissait aussi bien de granulés que de tilapias.

II.3.3.3. Croissance

La croissance correspond, à la production de masse corporelle additionnelle, accompagnée d'augmentation de la taille et des réserves énergétiques corporelles (5).

Plusieurs études (16, 22, 26) ont mis en évidence l'important potentiel de croissance de *Heterobranchus longifilis*

Des essais menés en monoculture dans diverses structures d'élevage ont également démontré que la croissance très rapide de *Heterobranchus longifilis* est peu influencée par le type de structure utilisée (enclos, cage-enclos, bassin).

Cette dernière peut s'illustrer par les données suivantes: le poisson atteint généralement 500g en 6 mois et plus de 1 kg en 12 mois, les croissances moyennes se situant aux alentours de 3 à 4 g/j (16, 22, 25).

LEGENBRE (22, 25) a également démontré qu'en enclos, à faible densité et en association avec les tilapias (polyculture), la croissance moyenne de *Heterobranchus longifilis* avoisine 5g/j chez les individus de poids compris entre 500 g et 3 kg, (22, 25).

De plus, LUQUET et al. (31) ont mis en évidence l'existence d'une croissance compensatrice. En effet, ils ont découvert qu'une restriction alimentaire pouvait induire ultérieurement une croissance supérieure et un indice de consommation meilleure que chez des animaux alimentés à taux constant sans restriction. Cette compensation serait due à la fois à une hyperphagie ou à une amélioration du métabolisme (31).

CHAPITRE III : REPRODUCTION DU SILURE

La reproduction du silure *Heterobranchus longifilis* peut se faire selon 3 modes:

- la reproduction naturelle qui consiste à laisser les animaux se reproduire dans les conditions naturelles sans aucune intervention ;
- la production semi-naturelle qui consiste à agir uniquement sur la maturation des gonades des reproducteurs;
- la reproduction artificielle où tous les paramètres sont maîtrisés depuis la maturation des gonades jusqu'à l'éclosion. C'est cette dernière qui est généralement utilisée.

III.1. ANATOMIE ET HISTOLOGIE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR

III.1.1. Anatomie

Chez les poissons, l'anatomie des organes reproducteurs : les testicules chez les mâles et les ovaires chez les femelles est assez semblable. Ils sont de forme allongée et en contact avec la paroi inférieure de la vessie natatoire (46).

III.1.1.1. Testicules

Les testicules se présentent sous la forme de deux languettes allongées et lobées d'aspect lisse et de couleur laiteuse. Ils s'étendent dorsalement, tout le long et à l'arrière de la cavité abdominale. Ils sont associés à des vésicules séminales qui sont plus ou moins développées et ramifiées (41), localisées entre la papille génitale et les testicules.

De chaque testicule part un canal déférent. Les deux canaux déférents se réunissent pour aboutir à un orifice ano-génito-urinaire (46).

III.1.1.2. Ovaires

Les ovaires ont un aspect granuleux et de teinte rosée (1). Chacun d'eux possède une cavité ovarienne (36) débouchant sur un oviducte qui aboutit à l'orifice génito-urinaire. Les ovaires sont très riches en vaisseaux sanguins et surtout en vaisseaux lymphatiques. Ces derniers sont les principaux intervenants dans le transfert des substances telles que les hormones, les lipides, les acides aminés, l'oxygène et le gaz carbonique entre le tissu ovarien et les ovocytes (42).

III.1.2. Histologie

III.1.2.1. Histologie des testicules

III.1.2.1.1. Histologie topographique

Chez les Téléostéens, il existe deux types de structures testiculaires (3) (Figure 4).

Dans la structure tubulaire, le testicule présente en son centre une large cavité dans laquelle le sperme produit est stocké. Les tubules partent de la cavité vers la périphérie. L'apex de ces tubules est accolé à la capsule testiculaire. Les cellules germinales souches ou spermatogonies de type A sont concentrées au niveau de l'apex. Juste en dessous, les spermatogonies de type B regroupées dans des sacs membraneux progressent vers le centre du testicule durant la spermatogenèse.

Dans la structure lobulaire, des tubes d'aspect irrégulier, formés de tissu conjonctif et tapissés d'un épithélium composé de cellules de Sertoli et de quelques cellules germinales s'étendent dans le testicule. Leur apex est également accolé à la capsule testiculaire. Ces tubes convergent ventralement vers un canal collecteur de sperme ou spermiducte. Ce sont ces tubes qui dans les coupes transversales sont appelés lobules du fait de leur forme arrondie. Les spermatogonies A sont présentes tout le long du tube contrairement à celles de la structure tubulaire qui sont localisées uniquement dans l'apex du tubule. Des sacs contenant les cellules à différents stades de la spermatogenèse, migrent vers le centre du lobule où les spermatozoïdes sont libérés. Ces derniers sont ensuite véhiculés vers le canal spermatique.

Chez le silure *Heterobranchus longifilis*, les testicules sont de type lobulaire (Figure 5). En effet, l'observation de coupes histologiques de testicules a permis de mettre en évidence des lobules de forme très irrégulière et de dimensions très variables, séparés les uns des autres par du tissu conjonctif (21, 41).

Ces lobules sont composés de deux types de cellules qui sont les cellules germinales et les cellules somatiques ou cellules de Sertoli, tapissant la paroi du lobule. A l'intérieur des lobules, on peut retrouver tous les stades de la spermatogenèse depuis les spermatogonies jusqu'aux spermatozoïdes qui sont organisés comme suit:

- les spermatogonies et les spermatocytes I sont regroupés à la périphérie du lobule, dans des sacs membraneux bien individualisés, accolés à la paroi du lobule ;
- au delà de ces cellules, peuvent être retrouvés des spermatocytes II et des spermatides également regroupés dans des enveloppes, toutes les cellules

germinales présentes à l'intérieur d'un même sac étant approximativement au même stade de développement (36) ;

- au centre, se trouvent les spermatozoïdes. Lorsque ces derniers sont produits, les sacs fusionnent, puis, se rompent, libérant ainsi les spermatozoïdes qui occupent la totalité de la lumière du lobule;
- les cellules de Sertoli sont reliées aux cellules germinales dont elles assurent le soutien et la nutrition ainsi que la phagocytose des cellules dégénérées (36) ;
- l'espace interlobulaire contient du tissu conjonctif, des cellules (cellules interstitielles, fibroblastes), des vaisseaux sanguins et lymphatiques.

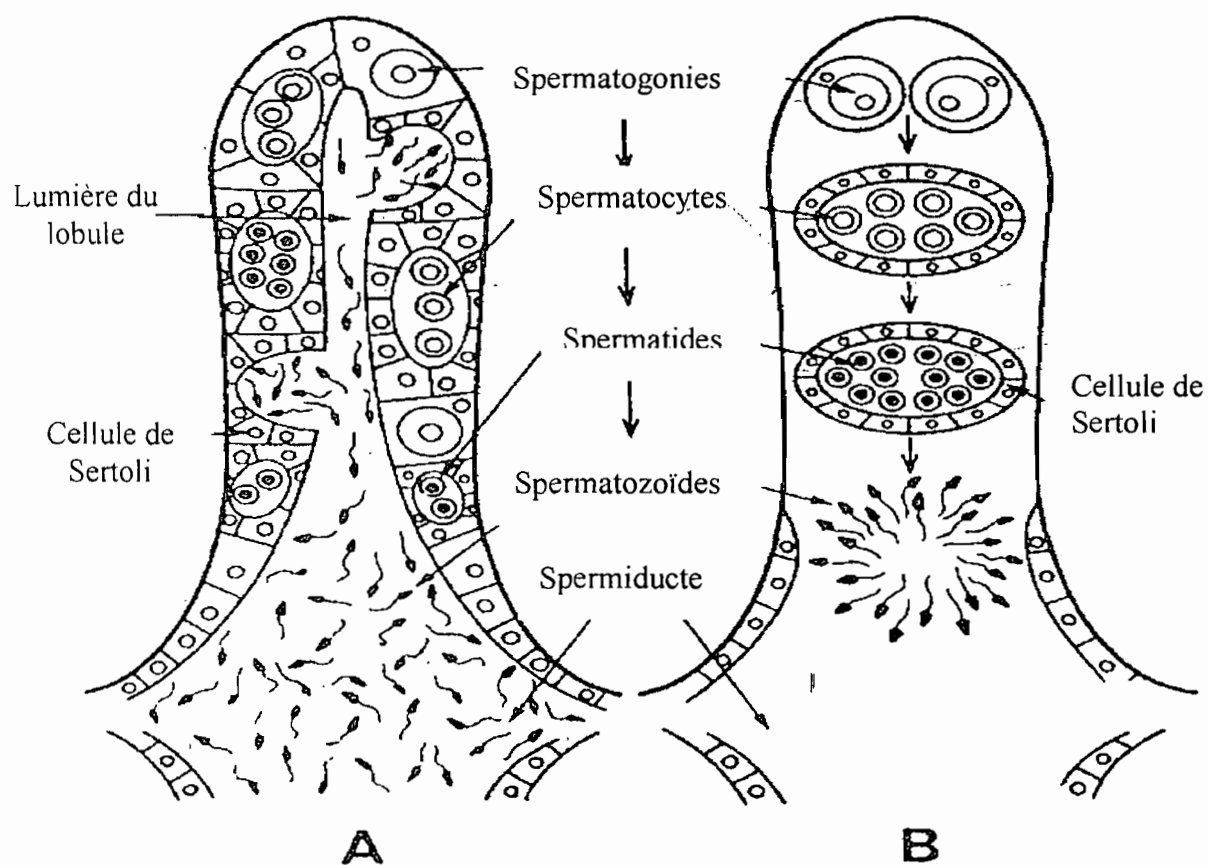


Figure 4 : Représentation schématique de la structure du testicule chez les Téléostéens : (A) Type lobulaire, (B) Type tubulaire (36)

III.1. 2.2. Histologie des ovaires

L'ovaire est constitué d'une multitude de cellules germinales organisées sous forme de follicules à différents stades de développement, qui lui donnent son aspect granuleux.

Ainsi, peuvent être distinguées les ovogonies ou cellules souches de taille très petite qui donnent les ovocytes I, puis II qui s'entourent de cellules folliculaires, formant ainsi les follicules. Ces ovocytes sont plus ou moins gros suivant leur stade dans la vitellogenèse. Il y a également les ovules prêts à être fécondés issus de la maturation ovocytaire.

En plus de ces cellules, l'ovaire est composé également de tissu conjonctif, de vaisseaux sanguins et de tissu nerveux. Il possède en son centre une cavité en continuité avec l'oviducte dans laquelle les ovocytes matures sont libérés (36).

Les ovaires de Téléostéens ont été classés en deux grands groupes en fonction du mode de développement de l'ovocyte (36):

- les ovaires synchrones qui contiennent des ovocytes tous au même stade de développement. Les poissons présentant ce type d'ovaire tels que la truite arc-en-ciel, se reproduisent généralement une seule fois par an et ont une saison de reproduction relativement courte ;
- les ovaires asynchrones contiennent des ovocytes à tous les stades de développement. Ce type existe chez les espèces pouvant se reproduire à n'importe quel moment de l'année. C'est le cas de *Heterobranchus longifilis*.

III.2. PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

III.2.1. Gamétogenèse

La gamétogenèse correspond à la production des gamètes mâles (spermatozoïdes) et femelles (ovules):

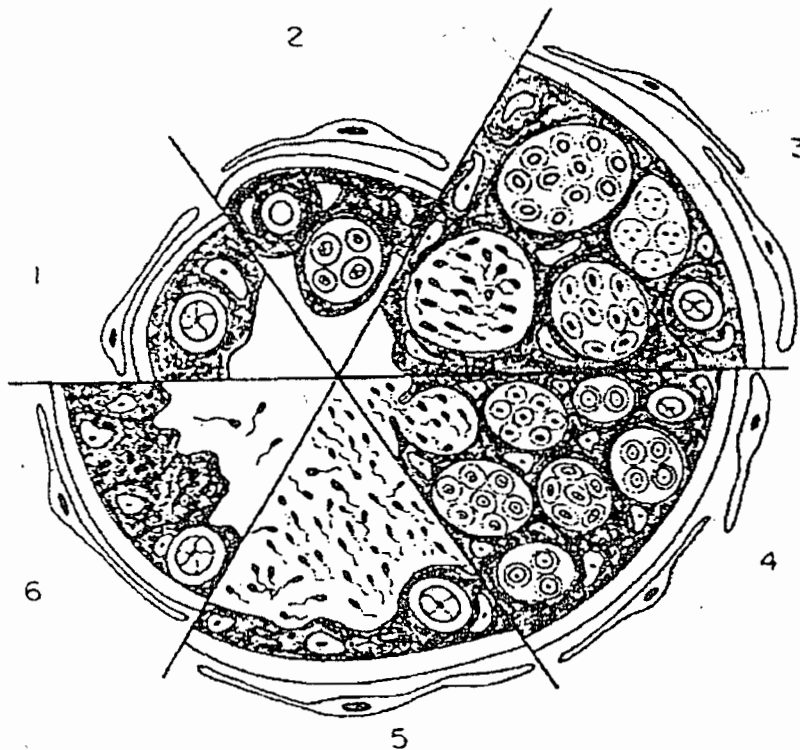
- chez les mâles, on parle de spermatogenèse ;
- chez les femelles, d'ovogenèse comprenant la vitellogenèse et la maturation ovocytaire.

III 2. 1.1. Spermatogenèse

La spermatogenèse correspond à la production des spermatozoïdes qui constituent avec les sécrétions séminales le sperme ou laitance (Figure 6). Elle se déroule en 4 étapes (17):

- la multiplication correspondant à la division des spermatogonies par mitose, qui aboutit à la formation des spermatocytes I ;
- l'accroissement au cours duquel les spermatocytes I augmentent de taille principalement par duplication de l'ADN (acide désoxyribonucléique) ;
- la réduction chromatique au cours de laquelle chaque spermatocyte I donne deux spermatocytes II à n chromosomes, puis quatre spermatides ;
- la spermiogénèse qui correspond à la transformation des spermatides en cellules totalement différenciées : les spermatozoïdes, sans division cellulaire. Elle s'opère en quatre étapes essentielles :
 - la formation de l'acrosome ;
 - la condensation et l'élongation du noyau ;
 - la formation du flagelle ;
 - l'élimination du cytoplasme.

A la fin de la spermiogénèse, les spermatozoïdes sont libérés dans la lumière du lobule testiculaire ; c'est la spermiation.



1 : Spermatogénèse inactive ; 2 : Multiplication primaire des spermatogonies ;
 3 : Spermatogénèse active, augmentation considérable de la taille des lobules ; 4 : Libération des premiers spermatozoïdes ; 5 : Spermiation ; 6 : Elimination des spermatozoïdes par libération ou par résorption.

Figure 6 : Schéma du cycle de la spermatogénèse dans un lobule spermatique
 (3)

III.2.1.2. Ovogenèse

L'ovogenèse correspond à la production des ovules. Elle comprend 3 étapes (52):

- la prévitellogenèse ;
- la vitellogenèse ;
- la maturation ovocytaire et l'ovulation.

III.2.1.2.1 Prévitellogenèse

Les ovogonies ou cellules souches se multiplient par mitose pour donner les ovocytes I. Autour de ces dernières, se forme une couche de cellules folliculaires assurant leur protection et leur nutrition. Les ovocytes croissent fortement et sont complètement entourés par la couche de cellules folliculaires. Ces ovocytes prévitellogéniques entrent en vitellogenèse à un diamètre moyen de 290 nm. Cette phase correspond à l'accumulation du vitellus, substance nutritive, dans le cytoplasme de l'ovocyte I. Elle se déroule en plusieurs étapes (26, 52):

- 1^{ère} Etape: augmentation de la taille de l'ovocyte associée à une accumulation de substances lipidiques dans le cytoplasme ;
- 2^{ème} Etape: le cytoplasme étant rempli de gouttelettes de lipide, la production de vitellus commence;
- 3^{ème} Etape: les plaques de vitellus repoussent les gouttelettes de lipide vers la périphérie de la cellule où se forment deux anneaux. Le nucléole qui a participé à la synthèse protéique et à l'accumulation des nutriments adhère à la membrane du noyau ;
- 4^{ème} Etape: elle correspond à la fin de la vitellogenèse. A la fin de l'accumulation, le nucléole migre vers le centre du noyau. Puis se forme le micropyle, petite ouverture au niveau de l'enveloppe cytoplasmique.

A ce stade, les ovocytes sont prêts à subir la maturation ovocytaire et atteignent un diamètre de 1,2 à 1,6 nm (37).

III.2.1.2.2. Maturation ovocytaire et ovulation

La maturation ovocytaire est un phénomène complexe qui transforme l'ovocyte en ovule (38). Cette étape est indispensable pour la fécondation. Pendant cette phase, l'ovocyte I subit une première division de méiose. Simultanément, le follicule qui retenait l'ovocyte à la paroi de l'ovaire est dissout par des enzymes et l'ovocyte ayant terminé sa première division de méiose est expulsé dans la cavité de l'ovaire. Ce processus est appelé ovulation. L'ovocyte débute ensuite sa deuxième division de méiose jusqu'à la métaphase.

A cela, sont associés plusieurs processus de transformation du cytoplasme et du noyau de l'ovocyte:

- il y a liquéfaction totale du vitellus et seules quelques gouttelettes lipidiques sont observables dans le cytoplasme de l'ovule qui présente un aspect homogène et généralement translucide ;
- le noyau, qui était en position centrale au cours de la vitellogenèse, commence à migrer vers la périphérie. A ce stade, l'enveloppe nucléaire éclate et les chromosomes deviennent visibles (12).

La position du noyau détermine le pôle animal de l'ovocyte où peut s'observer le micropyle qui permettra la pénétration des spermatozoïdes lors de la fécondation.

Chez *Heterobranchus longifilis*, si la maturation n'est pas provoquée artificiellement, dans les conditions naturelles, les plus gros ovocytes s'atrécient, mais ils sont continuellement remplacés par des ovocytes en vitellogenèse (35, 37). Cette atrésie pourrait être causée par un stress lié aux conditions environnementales. Elle se traduit par une hypertrophie des cellules de la granulosa aux dépens de l'ovocyte (36).

III.2.2. Etapes de la fécondation

La fécondation correspond à la rencontre des gamètes mâle et femelle, c'est-à-dire la rencontre d'un ovule avec un spermatozoïde.

La femelle expulse les ovules qui sont immédiatement fécondés par les spermatozoïdes émis par le mâle.

Une fois dans l'eau, l'ovule se gonfle très rapidement par hydratation et s'arrondit. L'eau pénètre entre la membrane cytoplasmique et le contenu cellulaire de l'ovule. Il y a ainsi formation de l'espace périvitellin.

A ce stade, le micropyle est ouvert (52), mais pour une durée très limitée de l'ordre de la minute.

Le spermatozoïde, inactif dans le testicule, s'active très rapidement au contact de l'eau, mais, sa motilité ne dure qu'environ une minute (70 s) (41).

Compte tenu de la désactivation très rapide du spermatozoïde et de la durée très limitée de l'ouverture du micropyle, la fécondation doit se faire très rapidement. Le spermatozoïde pénètre dans l'ovocyte bloqué en deuxième métaphase de méiose, par le micropyle qui se referme aussitôt. Le gonflement de l'œuf fécondé persiste une à deux heures.

Au contact de l'eau, l'œuf développe une couche adhésive sur sa membrane cytoplasmique qui leur permet de se fixer aux racines des végétaux.

La pénétration du spermatozoïde dans l'ovule induit la fin de la deuxième division de méiose conduisant à la formation du pronucléus femelle qui va fusionner avec le pronucléus mâle provenant du spermatozoïde, au centre de l'ovule. L'œuf ainsi formé, commence à se développer.

III.2.3. Régulation de la gamétogenèse

La régulation de la gamétogenèse est essentiellement hormonale, mais elle présente également une composante nerveuse. Elle est essentiellement assurée par une glande: l'hypophyse. Cette dernière se situe sur la face ventrale du cerveau, sous l'hypothalamus. Elle assure la connexion entre les gonades et l'hypothalamus.

La régulation se déroule de la façon suivante:

- des stimuli extérieurs (température, présence de reproducteurs du sexe opposé, milieu favorable à l'accouplement...) vont être captés par le poisson et entraîner la libération par l'hypothalamus d'une hormone: la GnRH (Gonadotropin releasing hormone) ou gonadolibérine;
- la GnRH, véhiculée par la circulation sanguine, va atteindre l'hypophyse pour stimuler la libération par cette glande d'hormones gonadotropes dont la FSH (follicle stimulating hormone) ou hormone folliculo-stimulante et la LH (luteinizing hormone) ou hormone lutéinisante;
- les hormones gonadotropes hypophysaires vont stimuler la gamétogenèse et la production par les gonades d'hormones stéroïdes: dans le cas des ovaires, la thèque des follicules va sécréter des oestrogènes qui vont «renseigner» le cerveau sur le stade de développement de l'ovule (52). Les cellules du follicules vont synthétiser un stéroïde inducteur de la maturation: la $17\alpha, 20\beta$ dihydroxy-4-pregnen-3-one ($17\alpha, 20\beta$ DP). Dans le cas des testicules, les cellules interstitielles ou de Leydig vont sécréter, sous l'effet de la LH ou ICSH (Interstitial Cells Stimulating Hormone ou hormone stimulant les cellules interstitielles), la testostérone qui va induire la spermiogenèse et la spermiation en synergie avec la FSH (17) (Figure 7).

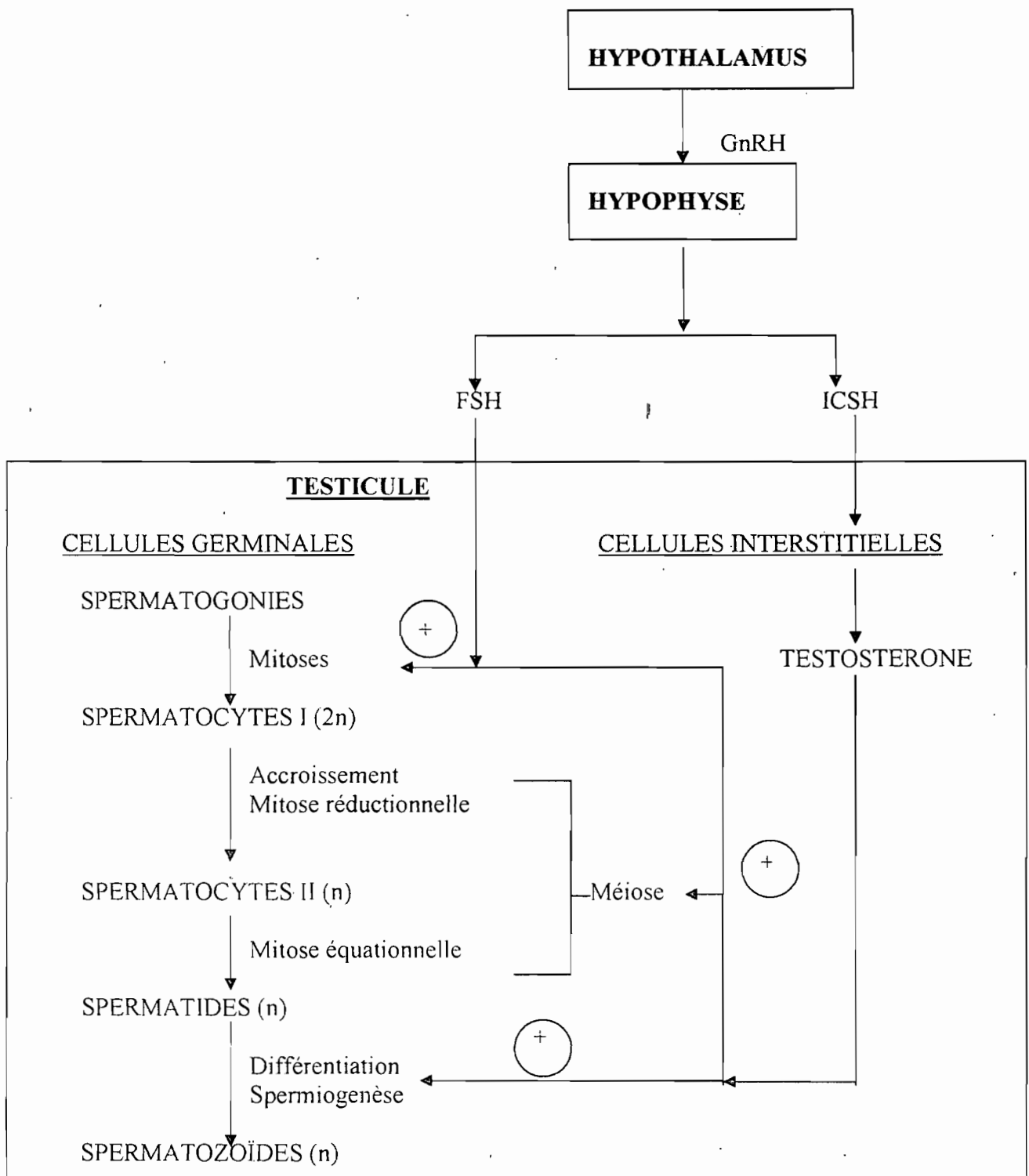


Figure 7: Contrôle hypothalamo-hypophysaire de la spermatogénèse

III.3. SYSTEMES DE REPRODUCTION

III.3.1. Reproduction en milieu naturel

Le comportement d'*Heterobranchus longifilis* en milieu naturel est encore mal connu. Cependant, nous disposons de quelques données grâce aux observations faites dans d'autres milieux tels que l'Oubangui au Congo (35) ou sur *Clarias gariepinus*, espèce beaucoup mieux connue et qui présente des similitudes avec *Heterobranchus longifilis* dans la biologie.

III.3.1.1. Maturité sexuelle

En milieu naturel, la maturité sexuelle du silure a été observée à 2 ans dans le Niger moyen et à 3-4 ans dans l'Oubangui (26, 35). Elle est de ce fait beaucoup plus tardive que dans le cas de l'élevage en étang, en bassin ou en enclos lagunaire où elle a lieu à 17-14 mois chez les femelles et 10-11 mois chez les mâles.

Chez les Clariidae, la maturité sexuelle des femelles correspond à la présence d'ovocytes à un stade de vitellogenèse avancée dans les ovaires et chez les mâles à la présence de sperme intratesticulaire (26).

III.3.1.2. Effets des paramètres physico-chimiques sur la reproduction

LEGENDRE (23) a mis en évidence le rôle des paramètres physico-chimiques (température, salinité de l'eau) dans les variations saisonnières de la reproduction d'*Heterobranchus longifilis*.

Il a observé les diamètres d'ovocytes les plus élevés pendant la période où la température était la plus faible, c'est-à-dire durant la saison des pluies. Par contre, pendant la saison sèche, au moment des fortes chaleurs, il a observé une baisse de diamètre des ovocytes.

Ces variations saisonnières semblent beaucoup moins dépendantes de la salinité que de la température de l'eau.

Il a été supposé que l'augmentation de température en début de saison sèche était responsable de l'atrésie des ovocytes observée durant cette période.

En début de saison sèche, la fécondité d'*Heterobranchus longifilis* présente une baisse, associée à une augmentation de la proportion d'ovocytes en atrésie. Cette baisse est essentiellement liée à la variation de la température qui se produit lors du passage de la saison humide à la saison sèche.

Par ailleurs, *Heterobranchus longifilis* ne se reproduit pas en étang ou en bassin, du fait de l'absence de stimulus lié à la montée des eaux pendant la saison des pluies (51). Ainsi, la pluviométrie, en plus de la température,

représente un paramètre de variation saisonnier important dans l'activité sexuelle de *Heterobranchus longifilis*.

III.3.2. Reproduction semi-naturelle

Ce type de reproduction consiste à injecter de l'HCG (Human Chorionic Gonadotropin ou hormone gonadotrope chorionique d'origine humaine) ou des extraits hypophysaires à des géniteurs mûres (12). L' HCG, à l'instar de la LH hypophysaire, stimule la maturation folliculaire chez la femelle et la spermiogenèse chez le mâle.

Les géniteurs sont ensuite remis dans les étangs et la fécondation s'effectue de façon naturelle ainsi que l'incubation et l'éclosion.

Chez *Heterobranchus longifilis*, cette méthode de reproduction peut se faire avec des couples isolés en bassins de grand volume contenant des îlots de végétation aquatique (26). Cependant, les résultats sont quelque peu aléatoires et cette reproduction conduit à des pertes importantes d'œufs. Les pisciculteurs préfèrent donc utiliser la reproduction artificielle avec laquelle tous les paramètres sont maîtrisés.

III.3.3. REPRODUCTION ARTIFICIELLE

Cette méthode s'impose chez le silure qui a une reproduction saisonnière dans les conditions naturelles. De plus, elle permet une meilleure maîtrise des conditions d'élevage et ainsi d'éviter une perte considérable en larves (50).

Dans cette technique, le choix des reproducteurs est primordial car il déterminera le nombre et la qualité des descendants.

III.3.3.1. Sélection des reproducteurs

Les géniteurs utilisés sont des individus nés en captivité et issus d'un stock initial de reproducteurs prélevés dans différents milieux afin de préserver la variabilité génétique très importante chez *Heterobranchus longifilis* (14).

Ces géniteurs, élevés en étangs ou en enclos lagunaires atteindront leur maturité sexuelle à 17-14 mois pour les femelles et à 10-11 mois pour les mâles dont le poids est compris entre 1,5 et 2 kg (6).

Les géniteurs mûres sont pêchés dans les étangs ou en enclos à l'aide d'une senne à grande poche et ils seront choisis en fonction de certains critères (Tableau VI).

Le premier critère consiste à vérifier l'état de maturité sexuelle du silure. Ainsi, le mâle doit avoir une papille génitale bien développée. La taille du testicule n'étant pas proportionnelle à celle du poisson, ce dernier critère importe peu. Les femelles doivent présenter un abdomen bien rebondi et légèrement mou.

Les silures ainsi présélectionnés seront transférés au laboratoire où une biopsie intra-ovarienne sera pratiquée (6, 14, 43, 45). Ainsi, 30 à 40 ovocytes sont prélevés à l'aide d'une canule souple introduite dans l'orifice génital. Le diamètre des ovocytes est ensuite mesuré:

- soit individuellement, à l'aide d'une loupe binoculaire et d'une règle graduée après avoir été étalés sur une plaque de verre (43, 45, 51) ;
- soit en groupe: les ovocytes sont étalés en une ligne droite contre le bord d'un double décimètre. La longueur de la ligne est ainsi mesurée et le nombre d'ovocytes compté. A partir de ces données, il est alors facile de déterminer le diamètre moyen de chaque ovocyte. (14).

Les silures sélectionnés sont stockés individuellement dans des bacs contenant de l'eau courante et couverts pour éviter la sortie des poissons (14, 43, 45).

Tableau VI: Critères de sélection des femelles d'*Heterobranchus longifilis* pour la reproduction (14)

Critères	Femelle sélectionnée	Femelle rejetée
Prélèvement des ovocytes	Facile	Difficile ou impossible
Diamètre moyen des ovocytes	1,4 à 1,6 mm	Inférieur à 1,2 mm
Taille des ovocytes	Homogène	Très hétérogène

III.3.3.2. Induction de la gamétogenèse

III.3.3.2.1. Induction par l'HCG

L'H C G se présente sous forme d'une poudre contenue dans une ampoule de 1500 ou 5000 UI. Cette poudre doit être dissoute dans du sérum physiologique avant injection.

La dose d'hormone à injecter est fonction du poids du silure et correspond à 1,5 UI/g de femelle.

Chez la femelle, l'HCG joue un rôle important dans la maturation ovocytaire.

Chez le mâle, l'HCG stimule la spermiogenèse et la spermiation (17).

III.3.3.2.2. Induction par les extraits hypophysaires

L'hypophyse est une petite glande globuleuse située à la base du cerveau et peut être prélevée aussi bien sur les mâles que sur les femelles.

L'hypophysectomie se pratique environ une heure avant injection des géniteurs, dans le cas de l'utilisation de l'hypophyse fraîche.

L'hypophyse peut être conservée selon trois méthodes:

- la conservation par séchage à l'acétone ;
- la conservation à l'alcool absolu (100 %);
- la congélation à l'azote liquide (-144°C) ou au congélateur à - 20°C.

III.3.3.2.3. Temps de latence

L'action des hormones sur l'induction de la maturation des gamètes n'est pas instantanée et nécessite un délai appelé temps de latence. C'est ainsi que chez les poissons femelles, les injections sont pratiquées dans la soirée de manière à pouvoir prélever les gamètes mûrs dans la matinée du lendemain (4, 45, 51). Toutefois, le temps de latence ou temps de maturation des ovocytes est fonction de la température de l'eau dans laquelle les femelles sont stockées (Tableau VII). Cette température est enregistrée le soir après injection et le matin au moment de la reproduction. La moyenne des deux températures est ensuite effectuée.

Ce temps de latence doit être respecté. En effet, un prélèvement trop précoce des ovocytes aboutira à une collecte partielle d'ovocytes non encore matures. Par contre, un prélèvement trop tardif aboutira à l'obtention d'ovules surmâtures dont la qualité décroît rapidement et qui seront à l'origine d'une forte proportion de larves déformées (14, 29).

Chez le mâle, le temps de latence préconisé pour le prélèvement des spermatozoïdes, est de 15 h.

Tableau VII : Variation du temps de latence en fonction de la température chez les femelles (14)

Température moyenne (°C)	Temps de latence (heures)
21	16,5
27	15
26	13,5
23	17
30	11

III.3.3.3. Récolte des gamètes

Le prélèvement des ovules se fait par massage abdominal ou «stripping».

Le prélèvement du sperme peut se faire selon deux méthodes:

- le massage abdominal ou stripping;
- le sacrifice des mâles et la dissection des testicules.

Dans la première méthode, le sperme est prélevé de la même façon que chez les femelles, mais étant donné les médiocres résultats obtenus avec cette technique, elle n'est généralement pas pratiquée, bien qu'elle permet d'éviter le sacrifice des mâles.

III.3.3.4. Conservation du sperme

Le sperme dilué peut être conservé au réfrigérateur à 4° C, pendant au maximum 2 jours (51).

Pour une conservation beaucoup plus durable du sperme, une cryoconservation peut être pratiquée. Dans cette technique, le sperme est mélangé à différentes combinaisons de cryoprotecteurs (28, 41). Il est ensuite placé dans des paillettes de 5 ml qui sont alors disposées dans de l'azote liquide à - 146 ° C (40).

Des études ont démontré que la congélation altère la motilité des spermatozoïdes (le pourcentage de motilité de 70-44 % chez les spermatozoïdes frais descend à 20-30 % chez les conservés), mais ne détériore pas son pouvoir fécondant (40, 41).

III.3.3.5. Sélection des gamètes

Avant tout processus de fécondation, il faut s'assurer que les gamètes sont de bonne qualité et aptes à donner des larves en quantité et qualité.

Le sperme sera sélectionné en fonction de sa qualité basée sur plusieurs paramètres:

- la motilité des spermatozoïdes déterminée au microscope et évaluée à l'aide de l'échelle de SANCHEZ-RODRIGUEZ (44, 51) (Tableau VIII) ou à l'aide d'une méthode beaucoup plus fiable : la détermination de la durée de motilité. Cette dernière consiste à déterminer la durée pendant laquelle les spermatozoïdes sont en mouvement.
- la concentration du sperme déterminée par spectrophotométrie ou à l'aide de la cellule de Malassez ou de la cellule de Thoma ;
- le pH du liquide séminal déterminé avec un pH-mètre ;
- l'osmolarité;
- la concentration en glucose, protéines.
- la concentration en ions (Na^+ , Cl^- , K^+ , Mg^{2+}).

A partir des données obtenues, comparées avec les données standard, on peut dire si le sperme est de bonne qualité ou non. Cependant, dans la pratique, il est quasiment impossible de déterminer tous ces critères avant la fécondation. Ce sont généralement la motilité et la concentration du sperme qui sont évalués.

Tableau VIII : Echelle arbitraire d'appréciation de la motilité des spermatozoïdes (21, 44)

Valeur	Observations
5	Tous les spermatozoïdes se déplacent vigoureusement: impossibilité de fixer la vue sur aucun d'entre eux
4	La majorité des spermatozoïdes se déplace encore rapidement. Seuls quelques uns sont visibles du fait de leurs déplacements plus lents
3	Les spermatozoïdes présentent trois comportements (en nombres sensiblement égaux) : <ul style="list-style-type: none">- soit ils se déplacent vigoureusement ;- soit ils se déplacent lentement ;- soit ils sont immobiles.
2	Peu de spermatozoïdes se déplacent rapidement. Quelques uns se déplacent lentement. La majorité des spermatozoïdes est immobile.
1	Seuls quelques spermatozoïdes ont une légère agitation.
0	Tous les spermatozoïdes sont immobiles.

III.3.3.6. Fécondation artificielle

La fécondation consiste à mélanger le sperme avec les ovules afin d'obtenir des œufs. Elle peut être réalisée selon deux méthodes (46): la méthode sèche et la méthode humide.

La méthode sèche consiste à mélanger les gamètes à sec sans adjonction d'aucun liquide, à l'aide d'une plume ou d'une cuillère pendant quelques minutes. Après un temps de repos, une série de lavages – rinçages est réalisée au bout de laquelle les œufs commencent à gonfler (46).

La méthode humide est une technique qui est généralement réalisée dans le cas de *Heterobranchus longifilis*. Elle consiste à effectuer au préalable, une dilution du sperme au 1×10^{10} ^{ième} avec une solution saline à 9 ‰. Cette dernière, contrairement à l'eau pure, conserve la motilité des spermatozoïdes (46).

III.3.3.7. Incubation et développement des œufs

III.3.3.7.1. Incubation

L'incubation des œufs est réalisée dans des augeS remplies d'eau douce, les œufs ayant une faible tolérance à la salinité (45). Dans ces augeS, ont été préalablement déposés, des tamis à petites mailles de 1 mm qui vont retenir les œufs morts, les coques et laisser passer les larves (6, 43). Les œufs sont régulièrement étalés sur les tamis. Les augeS sont couvertes afin que l'incubation se fasse à l'obscurité. Les œufs de couleur normalement verte doivent être contrôlés régulièrement. Les œufs blancs correspondent aux œufs non fécondés ou avortés en phase de gastrulation (30) et doivent être enlevés pour éviter la prolifération des champignons (51).

La durée d'incubation varie en fonction de la température (Tableau IX).

La température optimale d'incubation des œufs varie entre 25 et 23°C et les températures létales sont celles $\leq 21^\circ\text{C}$ et celles $\geq 29^\circ\text{C}$ (43). La durée de l'incubation est de l'ordre de 24 à 26 h pour des températures comprises entre 27 et 23°C (43).

Tableau IX : Durée d'incubation des œufs en fonction de la température (43)

Température d'incubation (°C)	Durée de l'incubation (h)
27,6 - 26,1	21 - 26
26,0	24 - 21
21,0 - 23,0	21 - 34
23	16 - 20

III.3.3.7.2. Développement des œufs

LEGENDRE (30) a décrit le développement embryonnaire des œufs de *Heterobranchus longifilis*. Selon cet auteur, quelques minutes après la fécondation, les ovules se gonflent rapidement par absorption d'eau. Ils passent ainsi d'un diamètre initial à sec de 1,5-1,6 mm à un diamètre de 1,7-2,1 mm après hydratation (30). Cette hydratation conduit à la formation d'un espace périvitellin. Un important disque adhésif se développe simultanément à l'hydratation, et présente en son centre une dépression située à l'aplomb du micropyle et du pôle animal de l'ovule. A ce stade, les œufs sont de couleur vert-olive.

Une fois l'espace périvitellin constitué, l'œuf est désolidarisé du chorion. L'œuf peut subir des rotations faisant que le pôle animal ne se trouve plus en face du disque adhésif.

Après la fécondation, a lieu un important remaniement du cytoplasme de l'œuf rendu visible par une condensation du matériel cytoplasmique sous le pôle animal.

Quelques temps après, s'effectue un premier clivage cellulaire au niveau du pôle animal qui survient 29 à 40 min après la fécondation à 26-30,5°C. L'œuf se divise ensuite en 2, 4, 6, 16, 32 cellules. Ce dernier stade correspond au stade morula qui a lieu au bout de 2 h 50 min-3 h 30 min. La morula a la forme d'un bourgeon proéminent situé au-dessus du vitellus. Des contractions de la membrane vitelline sont alors observées.

Entre la 5^{ième} et la 6^{ième} heure, se déroule la gastrulation, pendant laquelle les cellules embryonnaires recouvrent progressivement la totalité de la masse vitelline, ne laissant à la fin, qu'une petite ouverture, le blastopore. Au moment de la fermeture de ce dernier, les crêtes neurales deviennent visibles et un épaississement cellulaire marque nettement l'ébauche céphalique. Puis, ont lieu des contractions embryonnaires par saccades et déformation du chorion au niveau de la partie céphalique de l'embryon.

Ensuite a lieu l'éclosion, entre 14h et 24 h après la fécondation: prenant appui sur sa queue, l'embryon pousse sur le chorion qui se déforme et se déchire à l'opposé, au niveau de la région céphalique. Il s'échappe de son enveloppe, la tête la première.

Les ébauches du tube digestif et de l'aorte dorsale se forment alors. Le cœur migre en avant de la vésicule vitelline et il y a formation des fentes branchiales, puis des autres organes.

72 à 76 h après fécondation, les grandes étapes de l'organogenèse sont terminées, les larves mesurant 9,5 à 10,5 mm (30).

III.3.3.6. Eclosion des œufs

L'embryon contient des enzymes qui fragilisent l'enveloppe de l'œuf en la dissolvant de l'intérieur. Il devient alors facile à l'embryon de la briser pour pouvoir éclore (30, 52).

La température de l'eau des incubateurs est très importante:

- une faible température est à l'origine d'un ralentissement de l'action des enzymes sur l'enveloppe de l'œuf et l'embryon sera longtemps retenu dans l'œuf ;
- une température trop élevée accélère le processus conduisant à l'éclosion d'embryons immatures non viables.

D'où l'importance du maintien d'une température optimale durant toute la durée de l'incubation

Les larves écloses sont ensuite comptées et triées. Pour cela, le caractère photophobe des larves et leur facilité à se mouvoir peuvent être pris en compte (45). Les larves normales sont séparées des larves anormales (larves trop déformées pour éclore, larves sans queue ou avec une queue tordue, à vésicule non achevée, larves nageant en spirale), qui ne peuvent pas fuir la lumière.

Les larves normales seront ensuite introduites dans une étape de production comprenant:

- l'élevage larvaire ;
- l'alevinage ;
- le pré-grossissement ;
- le grossissement.

III.3.3.9. Cycle de développement du silure

Heterobranchus longifilis présente plusieurs stades de développements:

- le stade larvaire comprenant l'éclosion des œufs fécondés (J_1), la résorption de la vésicule vitelline au deuxième jour et enfin la prise d'aliments artificiels. Cette étape se déroule de J_1 à J_{30} . A 3 jours, les larves pèsent 2 à 3 mg et 1 g à 1 mois (Photos 1 et 2);

- le stade de pré-grossissement qui dure 2 mois et aboutit à l'obtention de fingerlings ou juvéniles d'environ 10 g;
- le stade de grossissement qui va de 3 à 6 mois d'âge, aboutit à la production d'adultes de 400 à 500 g prêts à être commercialisés. Une partie de ces adultes est conservée pour la reproduction.

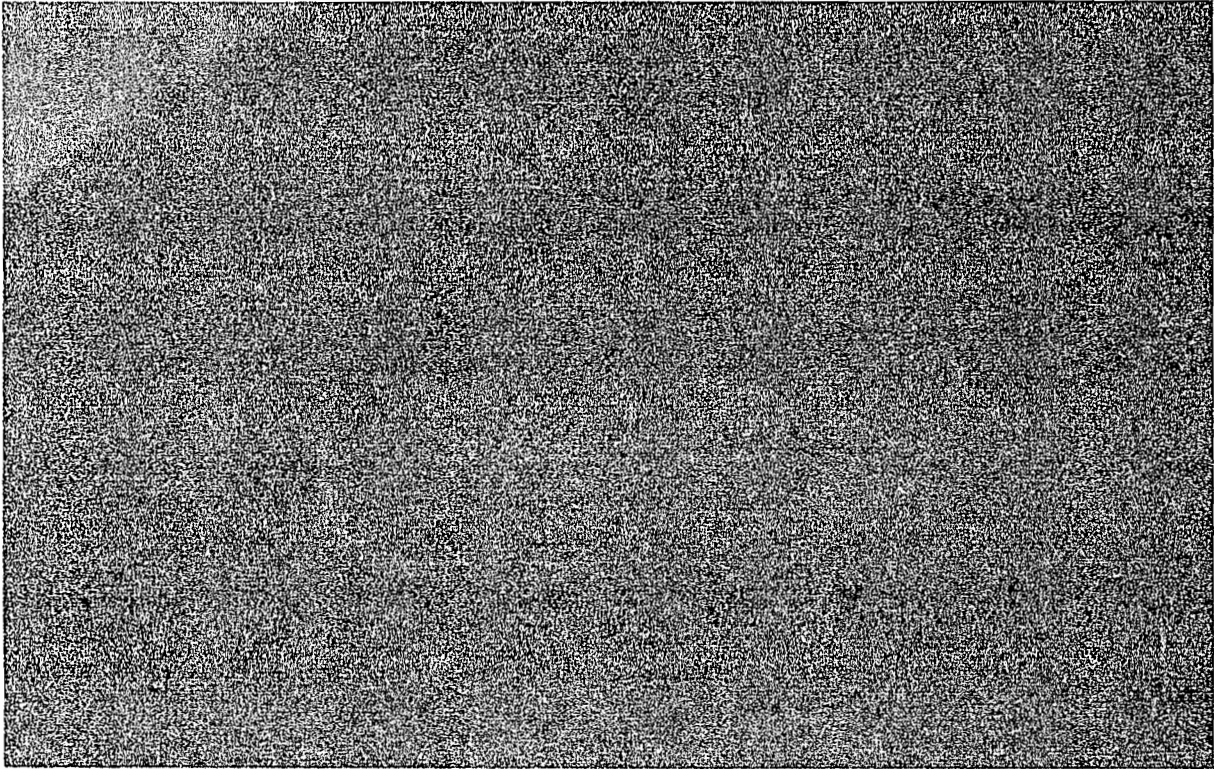


Photo 1: Larves de *Heterobranchus longifilis* de 4.jours

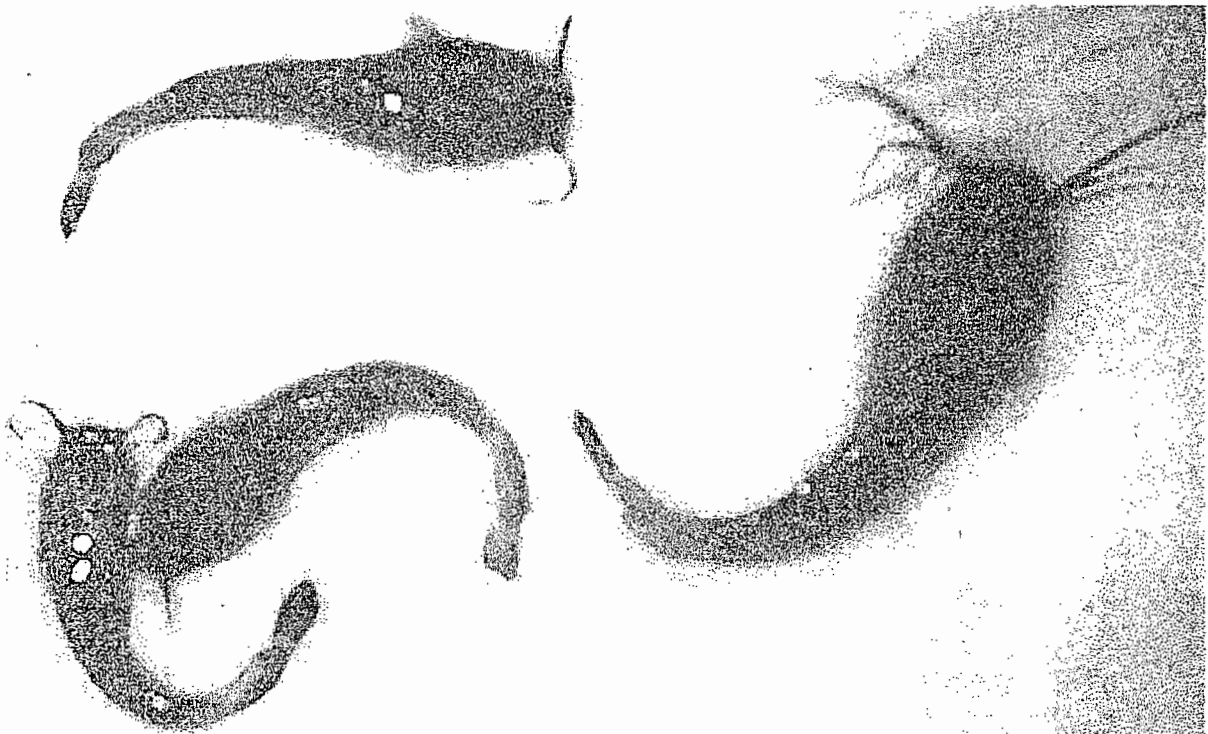


Photo 2 : Larves de *Heterobranchus longifilis* à 1 mois d'âge

En résumé, la Côte d'Ivoire est un pays dont le réseau hydrographique constitue un atout majeur pour le développement des productions halieutiques, seule alternative pour satisfaire les besoins de la population en protéines d'origine animale à moindre coût. Pour atteindre cet objectif, le Gouvernement ivoirien a déployé des efforts appréciables dans la pisciculture intensive. Plusieurs espèces de poissons sont concernées, mais celle qui paraît la plus porteuse d'espoir est le silure *Heterobranchus longifilis* qui, par ses particularités physiologiques, présente plus de facilités d'exploitation. C'est dans le cadre d'une maîtrise de sa reproduction artificielle que nous avons envisagé la possibilité d'une induction hormonale de la spermiation, objet de la seconde partie de ce travail.

PARTIE II

ETUDE

EXPERIMENTALE

CHAPITRE I : CONTEXTE D'ETUDE

Le travail a été effectué au Centre de Recherches Océanologiques (CRO) d'Abidjan (Côte d'Ivoire) situé dans une zone stratégique pour ses activités : à Abidjan, ville située en région lagunaire. De plus, le site principal du centre est situé aux abords de la zone portuaire avec un local aménagé dans l'enceinte du port de pêche.

I.1. PRESENTATION DU CENTRE DE RECHERCHES OCEANOLOGIQUES (CRO)

I.1.1. Historique

Le Centre de Recherches Océanologiques a été créé en 1959 sous forme d'un service d'état initialement sous le nom de Service Océanographique. Ce n'est qu'en 1961 qu'il a pris la dénomination Centre de Recherches Océanographiques. Il est chargé alors des études biologiques et physico-chimiques du milieu marin en vue des applications pratiques par les services compétents.

En 1966, l'Etat confie la gestion du CRO à l'ORSTOM (Institut de Recherche Scientifique pour le Développement en Coopération). Ce dernier s'engage à promouvoir dans le cadre du CRO, des études de base relatives à l'exploitation des océans.

En 1975, l'ORSTOM voit ses missions élargies à l'important réseau des lagunes ivoiriennes et à l'aquaculture lagunaire.

Le CRO a été géré, jusqu'en novembre 1991 par l'ORSTOM. Ce centre a ensuite été réorganisé sous forme d'un établissement public à caractère administratif avec l'appellation légèrement modifiée : Centre de Recherches Océanologiques.

I.1.2. Missions du CRO

Le CRO a pour missions d'effectuer les recherches pour :

- la connaissance de l'environnement aquatique en vue de sa préservation et de sa protection ;
- la mise en œuvre d'une exploitation et d'une gestion rationnelle des ressources aquatiques naturelles, celles-ci pouvant être renouvelables ou non, vivantes ou minérales.

I.1.3. Organisation (Figure 8)

Le CRO compte quatre départements qui sont :

- le département Aquaculture ;
- le département des Ressources Aquatiques Vivantes ;
- le département Environnement ;
- le département de l'Information Scientifique et Technique.

Nous nous intéresserons plus spécifiquement au département Aquaculture au sein duquel s'est déroulée notre étude.

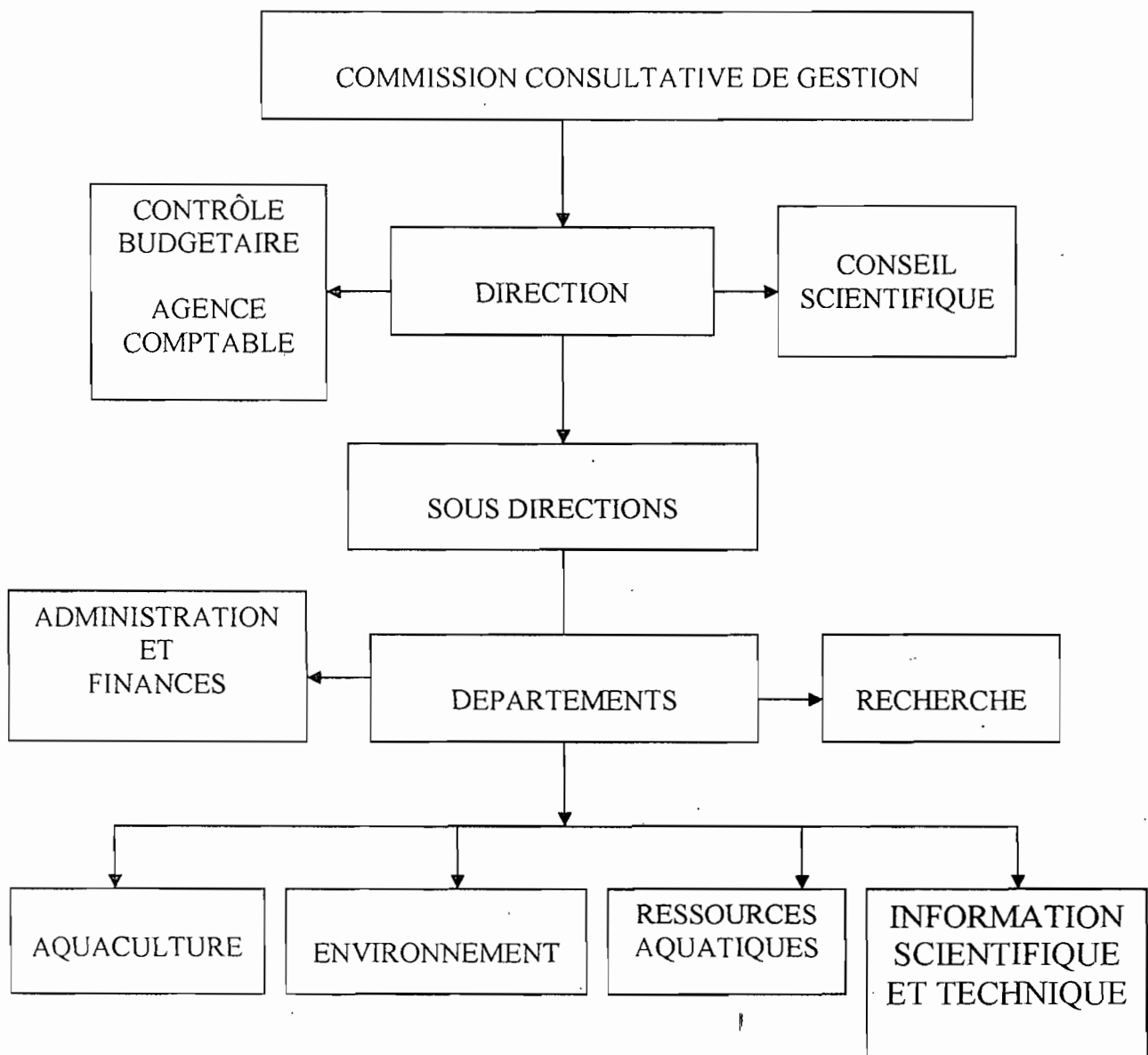


Figure 8: Organigramme du CRO

I.1.4. Locaux du CRO

Le CRO dispose de 7 bâtiments et 7 annexes abritant les bureaux, les laboratoires, les ateliers, les magasins et les logements. Il dispose également d'une station expérimentale d'aquaculture à Layo (Dabou), sous la direction du Département Aquaculture. Cette station comprend :

- des laboratoires, magasins, logements ;
- une unité de fabrication d'aliments pour poissons ;
- 2 stations d'alevinage avec 48 bassins circulaires et un hangar pour l'entretien du matériel de pêche ;
- 30 bassins en béton et 11 étangs ;
- 18 enclos lagunaires délimités par des filets et une zone « acadja » (mode de pisciculture d'origine béninoise) implantés dans la lagune.

I.1.5. Département Aquaculture

I.1.5.1. Objectifs

Le principal objectif de ce département est de promouvoir l'aquaculture en Côte d'Ivoire à travers:

- l'acquisition de connaissances scientifiques de base sur la biologie des poissons autochtones présentant un potentiel aquacole ;
- le développement de technologies d'élevage.

Les objectifs spécifiques concernent:

- l'étude des facteurs environnementaux en aquaculture
- l'acquisition de données physiologiques et endocrinologiques
- l'application des résultats acquis aux systèmes d'élevage
- la maîtrise des conditions d'élevage de nouvelles espèces de poissons
- l'assistance scientifique et technique aux structures de développement

I.1.5.2. Programmes de recherche

Les recherches portent principalement sur trois espèces autochtones :

- le mâchoiron (*Chrysiichthys nigrodigitatus*);
- le silure (*Heterobranchus longifilis*);
- le tilapia lagunaire (*Sarotherodon melanotheron*).

Les programmes de recherche initiés en aquaculture, s'articulent autour de trois axes qui sont:

- la nutrition, alimentation des poissons;
- la reproduction, l'élevage larvaire et le grossissement;
- la génétique des populations.

Dans le cadre de la reproduction, le programme de recherche porte sur la gamétogenèse, à savoir:

- la dynamique des ovaires entre deux pontes ;
- les mécanismes physiologiques de la vitellogenèse ;
- les interactions de ces mécanismes avec les facteurs environnementaux ;

Il porte également sur l'induction de la ponte par des traitements hormonaux permettant de mieux contrôler l'ovulation et la spermiation ainsi que sur la technologie à mettre en œuvre pour optimiser la fécondation des ovules, l'incubation des œufs et maîtriser l'alevinage.

I.2. PRESENTATION DES LOCAUX D'EXPERIMENTATION

Le CRO possède une section reproduction dont les locaux serviront à notre expérimentation. Ces derniers sont la salle de reproduction, l'écloserie, les bassins de stockage, le laboratoire.

I.2.1. Salle de reproduction (Photo 3)

C'est une grande salle où sont effectuées toutes les opérations de reproduction artificielle des poissons:

- le prélèvement des hypophyses ;
- le prélèvement du sperme par dissection des testicules des mâles ;
- le prélèvement des ovules par stripping des femelles ;
- la fécondation.

Elle est munie d'une grande table en son centre où s'effectuent toutes les opérations avec à côté des bacs couverts disposant de système de remplissage et de vidange des eaux, qui servent au stockage des géniteurs.

I.2.2. Ecloserie

Jouxtant la salle de reproduction, l'écloserie est le lieu où s'effectue l'incubation des œufs après fécondation, ainsi que l'élevage larvaire.

Elle fonctionne en circuit fermé (Photo 4) c'est-à-dire qu'il y a un recyclage de l'eau usée s'écoulant des structures d'élevage par :

- décantation des eaux pour éliminer les plus gros déchets ;
- puis, filtrage mécanique pour éliminer les particules et matières en suspension dans l'eau ;
- oxygénation à l'aide d'une pompe à air ou par bouillonnement (chute ou cascade).

Ce circuit nécessite cependant un apport quotidien d'une certaine quantité d'eau neuve et propre provenant de l'alimentation publique. Il présente plusieurs avantages comme :

- la réalisation d'économies importantes en eau ;
- le maintien de la température de l'eau, ce qui permet d'éviter de brusques variations de la qualité du milieu d'élevage ;
- les traitements sanitaires préventifs ou curatifs sont plus efficaces.

Cette salle contient cinq auges d'élevages à la surface desquelles sont placés les incubateurs, sortes de tamis rectangulaires sur lesquels sont étalés les œufs fécondés en une couche, dans l'attente de leur éclosion.

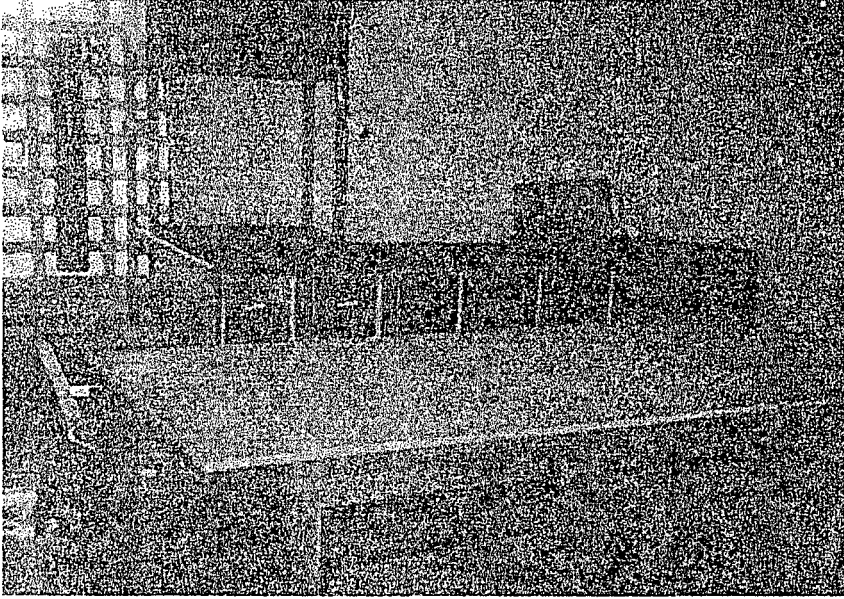


Photo 3 : Salle de reproduction du CRO

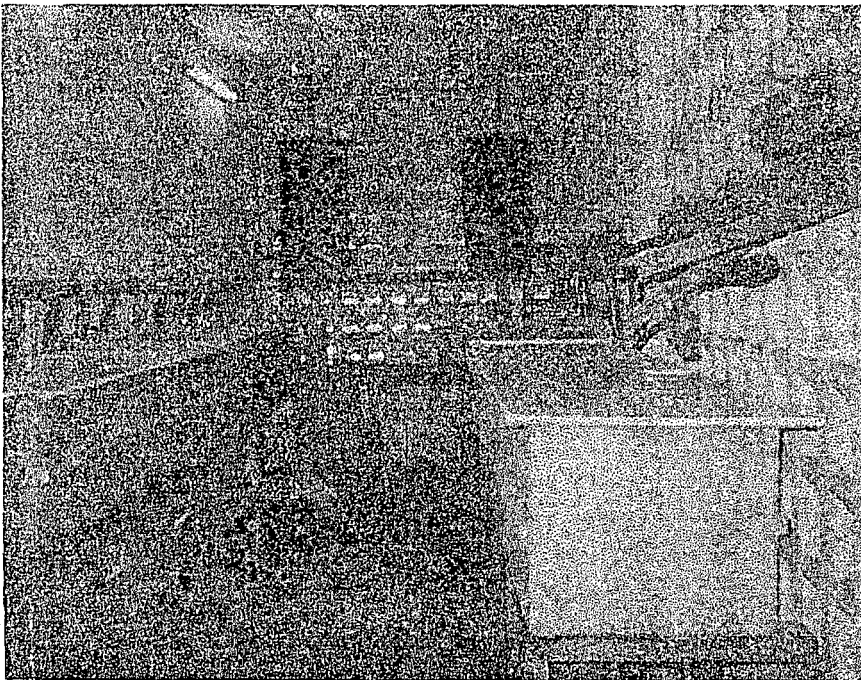


Photo 4 : Ecloserie du CRO

I.2.3. Bassins de stockage

En dehors des salles de reproduction et d'incubation, des bassins en béton ont été construits à l'air libre, permettant les opérations post-alevinage: le prégrossissement et le grossissement.

Il existe également des bassins circulaires (Photo 5) servant à la reproduction des mâchoirons et au prégrossissement chez le mâchoiron et le silure.

I.2.4. Laboratoire

Le laboratoire est constitué de deux salles où est entreposé un matériel technique assez sophistiqué dont:

- des microscopes photoniques
- un microscope électronique associé à une caméra et un écran de télévision
- un osmomètre
- un pH mètre
- des ordinateurs.
- des réfrigérateurs et des congélateurs.

Dans ce laboratoire sont généralement pratiquées les opérations suivantes :

- appréciation de la qualité du sperme (concentration, motilité, osmolarité, pH) ;
- appréciation de la qualité des ovocytes après biopsie (diamètre ovocytaire, homogénéité de taille des ovocytes) ;
- analyses histologiques.

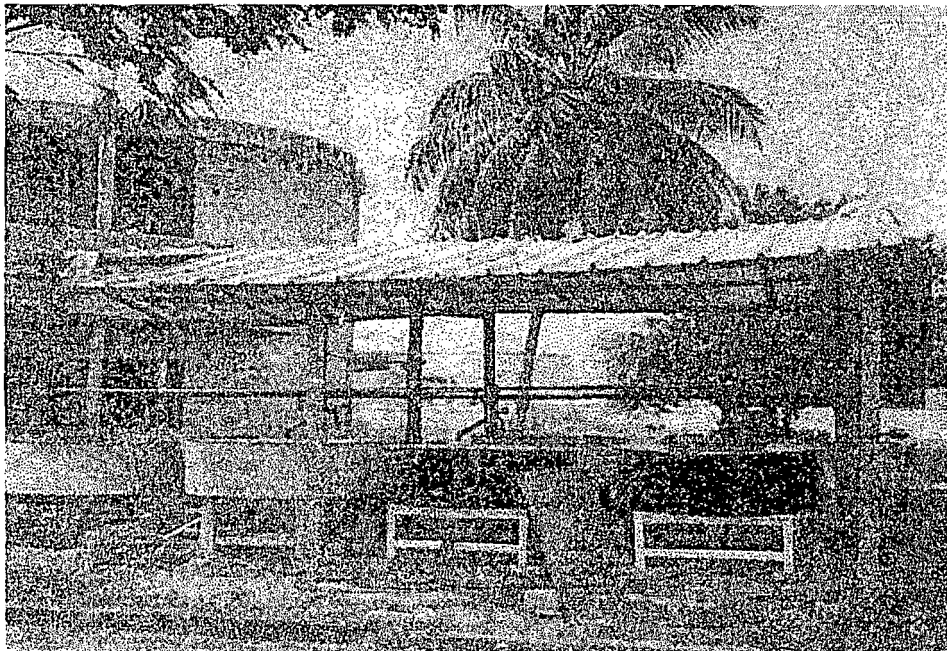


Photo 5: Bassins circulaires du CRO

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

II.1. MATERIEL

II.1.1. Matériel biologique

Nous avons utilisé 200 silures du genre *Heterobranchus longifilis* dont:

- 75 mâles pour les lots expérimentaux ;
- 09 femelles pour la reproduction ;
- 116 mâles pour l'extraction de l'hypophyse.

Les mâles des lots expérimentaux et ceux utilisés pour l'extraction de l'hypophyse, ont été réceptionnés à l'âge de 27 mois. L'ensemble des mâles est issu de la même cohorte et soumis au même régime alimentaire et aux mêmes traitements au cours de leur élevage. Ils proviennent d'une pisciculture privée de Jacquelineville (Côte d'Ivoire) où ils sont élevés en enclos lagunaire. Les conditions de leur élevage sont résumées dans les Tableaux X et XI.

Les femelles utilisées pour la reproduction proviennent de la station piscicole expérimentale d'Aquaculture de Layo, appartenant au CRO, située à 40 Kms à l'ouest d'Abidjan.

Tableau X : Conditions d'élevage en phase larvaire et post-larvaire (6)

Éléments techniques	Larves	Post-larves
Structures	Circuit fermé	Enclos
Température (°C)	29 - 30	29 - 30
Salinité (‰)	0	0
Durée (jours)	10 - 15	21 - 30
Alimentation	Cystes d' <i>Artemia</i> décapsulés	Zooplancton naturel + aliment artificiel en poudre, puis en miettes à 45 % de protéines
Ration (% de la biomasse)	Ad libidum	Ad libidum
Taux de survie (%)	70 - 80	25 - 50
Poids final (mg)	45 - 50 avec cystes décapsulés 100 - 150 avec nauplii	800 - 1000

Tableau XI: Conditions d'élevage en phase de prégrossissement et de grossissement (6)

Cycle d'élevage	Prégrossissement	Grossissement
Structures	Enclos	Enclos
Température (°C)	25 - 31	25 - 31
Salinité (‰)	0 - 5	0 - 9
Durée (mois)	2 - 3	5 - 6
Alimentation	Granulés à 42 % de protéines en miettes, puis granulés Ø 3mm	Granulés à 42 % de protéines en miettes, puis granulés Ø 4 - 5 mm, puis 9 mm
Densité (nombre de poissons/m ²)	20 - 30	10 - 15
Ration (% de la biomasse)	7 - 5	3 - 1
Taux de survie (%)	> 50	80
Poids final (g)	30 - 50	600 - 900

II.1.2. Matériel de laboratoire

II.1.2.1. Matériel technique

Ce matériel est variable suivant le type de manipulation pratiqué:

- une épuisette à grande maille et poche profonde ;
- un ichtyomètre ;
- une machette ;
- un maillet en bois ;
- une serpillière ;
- un dessiccateur ;
- une balance de précision 10^{-3} g ;
- des boîtes de pétri ou un bocal ;
- de la glace pilée ;
- du matériel de petite chirurgie (ciseaux, pinces) ;
- une balance précise au gramme près ;
- un broyeur ;
- des seringues de 1 cc et de 5 cc ;
- des tubes en plastique ;
- des boîtes en plastique ;
- du papier absorbant ;
- des tubes gradués en verre ;
- des cuvettes en plastique ;
- un microscope électronique (grossissement 100) associé à une caméra et à un écran ;
- des lames et lamelles ;
- un chronomètre ;
- une cellule de Thoma ;
- des micropipettes de 20 μ l, 200 μ l, 1000 μ l ;
- un compteur manuel.

II.1.2.2. Produits chimiques

- de l'acétone ;
- de l'HCG (des boîtes de 1500 UI et de 5 000 UI) ;
- de l'eau distillée ;
- de l'eau du robinet ;
- du NaCl à 8 ‰ et à 9 ‰.

II.2. METHODES

Notre travail s'est effectué en plusieurs étapes:

- l'extraction et la conservation des hypophyses ;
- l'induction de la spermiogenèse chez les géniteurs;
- le prélèvement du sperme et l'appréciation de sa qualité ;
- la reproduction (fécondation artificielle et incubation) ;
- éclosion et comptage des larves.

II.2.1. Extraction et conservation des hypophyses

Les poissons utilisés à cet effet, sont retirés des bacs de stockage à l'aide d'une épuisette. Ensuite, ils sont pesés à l'aide d'une balance au gramme près et mesurés à l'aide d'un ichtyomètre, puis tués à l'aide d'un maillet en bois. Les hypophyses sont alors extraites selon la méthode décrite ci-dessous:

- le poisson est posé à plat ventre sur le plan de travail ;
 - la tête est éventuellement détachée du corps, puis la région crâniale enlevée par deux incisions pratiquées longitudinalement sur le sommet de la tête, en partant de la base vers la bouche. Une troisième incision transversale vient relier les deux premières ;
 - à la base de la partie crâniale, l'os du palais est sectionné, puis soulevé. Juste en dessous se trouve le cerveau au dessus duquel est positionnée une très petite glande globuleuse et blanchâtre: l'hypophyse ;
 - L'hypophyse est ensuite prélevée à l'aide d'une pince, puis pesée.
- Plusieurs lots d'hypophyses ont été constitués selon le mode de traitement et la durée de conservation. Ainsi, nous avons :
- un lot séché à l'acétone et conservé pendant 1, 15 et 30 jours;
 - un lot gardé au congélateur à - 20 °C pendant 1, 15 et 30 jours;
 - un lot frais prélevé et injecté immédiatement aux géniteurs.

Le procédé de conservation à l'acétone se fait selon les étapes suivantes (51, 52):

- les hypophyses sont placées dans un flacon contenant de l'acétone, immédiatement après prélèvement;
- l'acétone est renouvelée au bout de 10 minutes, puis après 8 h ;
- l'acétone est complètement vidée après 24 h ;
- les hypophyses sont ensuite séchées à l'ombre par évaporation ;
- pour finir, elles sont stockées dans des flacons scellés, dans un endroit frais, dans un dessiccateur pour éviter les moisissures.

Ce type de procédé permet la conservation de la glande pendant plusieurs années (5 à 8 ans) et ne nécessite pas de réfrigération (52) ce qui en fait une technique couramment utilisée.

Dans le cas de la conservation au congélateur, les hypophyses sont placées dans des boîtes de pétri et congelées à - 20°C.

Au bout du délai de conservation indiqué (J_1 , J_{15} et J_{30}), les différents échantillons d'hypophyse, sont broyés et injectés aux mâles des lots expérimentaux.

II.2.2. Traitement d'induction de la spermiation chez les géniteurs

II.2.2.1. Constitution des lots de poissons

Pour chaque délai de conservation, c'est-à-dire J_1 , J_{15} , et J_{30} , les mâles utilisés pour l'induction de la spermiogenèse sont pesés et répartis en 5 lots de 5 recevant respectivement:

- des extraits d'hypophyse fraîche (HF) ;
- des extraits d'hypophyse préalablement congelée à -20 °C (HC) ;
- des extraits d'hypophyse séchée à l'acétone (HS) ;
- des extraits d'HCG (HCG) ;
- 1 ml de liquide physiologique (NaCl 9 ‰) dans le cas du lot témoin (T).

Chaque lot de 5 poissons est placé dans un bac différent contenant de l'eau à 28°C.

Pour permettre la reconnaissance de chaque poisson dans un lot, ces derniers sont marqués à l'aide d'incisions pratiquées au niveau des nageoires selon le système suivant:

- poisson n° 1 : incision au niveau de la nageoire pectorale gauche ;
- poisson n° 2: incision au niveau de la nageoire pectorale droite ;
- poisson n° 3: incision au niveau de la nageoire ventrale gauche ;
- poisson n° 4: incision au niveau de la nageoire ventrale droite ;
- poisson n° 5: aucune incision.

Trois femelles adultes d'un poids moyen de 3 kg ont été utilisées pour chaque période de reproduction soit 9 femelles au total; chaque femelle a été placée séparément dans un bac contenant de l'eau maintenue à 28°C.

II.2.2.2. Préparation des substances à injecter

II.2.2.2.1. HCG

L'HCG est un produit pharmaceutique sous forme d'ampoules de 1500 UI et 5000 UI. Des ampoules contenant l'HCG sous forme de poudre sont associées à des ampoules de liquide physiologique (NaCl à 9‰) de 1 ml.

La dose de HCG à administrer par poisson étant de 1,5 UI par gramme de poisson, la quantité d'HCG à injecter pour chaque poisson a été déterminée à l'aide de la formule suivante:

$$Q_T = \frac{P \times 1,5 \times V}{Q}$$

avec:

- P: poids du poisson en g ;
- V: volume de liquide physiologique nécessaire à chaque dose (1 ml) ;
- Q : quantité d'HCG diluée (1500 ou 5000 UI) ;
- Q_T: quantité d'HCG à injecter.

Le liquide physiologique est prélevé à l'aide d'une seringue, puis reversé dans les ampoules d'HCG. Le mélange est ensuite récupéré dans cinq seringues de 1ml numérotées, chaque seringue contenant une dose par poisson mâle. Cinq doses sont ainsi préparées pour les 5 poissons du lot HCG.

Pour stimuler la production des ovules, chacune des trois femelles a reçu une dose de HCG calculée selon la même formule.

II.2.2.2.2. Extraits hypophysaires

Les hypophyses ont été pesées au préalable au moment de leur prélèvement.

Dans le cadre de la préparation des extraits hypophysaires, les hypophyses sont pesées à nouveaux de façon à avoir les quantités nécessaires à chaque mâle. Ces quantités d'hypophyse sont fonction du poids des mâles et déterminées à l'aide des informations suivantes:

- pour les hypophyses fraîches et congelées, il faut 14 mg d'hypophyse par kg de poisson ;
- pour les hypophyses séchées à l'acétone, il faut 3 mg d'hypophyse par kg de poisson.

Ces hypophyses, additionnées de 1 ml de liquide physiologique sont broyées à l'aide d'un broyeur, puis stockées dans des tubes portant chacun le numéro du poisson correspondant.

Ces extraits sont également prélevés à l'aide de seringues de 1 ml numérotées et placés dans des boîtes séparées.

Les doses d'extraits hypophysaires nécessaires à chaque poisson ont été calculées et mentionnés dans le Tableau XII.

Tableau XII: Doses administrées à chaque lot de poissons pour l'induction de la spermiation

Lot	n	Dose	Masse totale (kg)	Quantité totale
J ₁				
T	5	-	4,956	-
HCG	5	1,5 UI/g	5,917	8875,5 UI
HF	5	14 mg/kg	5,752	80,528 mg
HC	5	14 mg/kg	5,114	71,596 mg
HS	5	3 mg/kg	4,726	14,178 mg
J ₁₅				
T	5	-	4,839	-
HCG	5	1,5 UI/g	4,800	7200 UI
HF	5	14 mg/kg	4,842	67,788 mg
HC	5	14 mg/kg	4,775	66,85 mg
HS	5	3 mg/kg	5,051	15,153 mg
J ₃₀				
T	5	-	5,480	-
HCG	5	1,5 UI/g	5,772	8658,000 UI
HF	5	14 mg/kg	4,793	67,102 mg
HC	5	14 mg/kg	5,165	72,310 mg
HS	5	3 mg/kg	4,932	14,796 mg

II.2.2.3. Injection des produits aux poissons

Les suspensions hypophysaires sont préparées dix minutes avant l'injection.

Les boîtes contenant les seringues sont marquées en fonction du type de substance à injecter. Elles sont ensuite envoyées en salle de reproduction.

Pour chaque lot, l'opération est la suivante (Photo 6): les mâles sont sortis des bacs à l'aide d'une épuisette et placés sur la table, la tête recouverte par une serpillière humide. Pendant qu'une personne le maintient sur la table, une autre pratique l'injection dans les muscles dorsaux, entre la nageoire dorsale rayonnée et la nageoire adipeuse, légèrement au-dessus de la ligne latérale. L'aiguille traverse les muscles pour se retrouver du côté opposé sous la peau où le produit est injecté lentement.

Après retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin d'éviter un reflux et permettre une bonne répartition de la suspension. Les poissons sont ensuite replacés dans leurs bacs, à l'obscurité et au calme jusqu'au moment de la collecte des gamètes.

Le procédé est le même pour les femelles, mais l'injection a été faite au minimum 2 h à 3 h après celle des mâles car chez les femelles, il est très important de respecter le temps de latence qui varie selon la température (Tableau VIII). Ces deux ou trois heures de décalage permettent de récupérer le sperme des mâles avant de pratiquer le stripping chez les femelles au moment opportun.

Chez les mâles, le temps de latence avant la récolte du sperme est de 15 heures. L'injection est effectuée de préférence dans la soirée de façon à récolter le sperme et les ovules le lendemain matin.



Photo 6 : Injection d'HCG et d'extraits hypophysaires au silure

II.2.3. Appréciation de la qualité du sperme

II.2.3.1. Prélèvement du sperme et quantification de son volume

Le mâle est d'abord sacrifié, puis les testicules sont prélevés.

La dissection se déroule comme suit (14, 49): le poisson est placé sur le dos, directement sur le plan de travail. La cavité abdominale est ensuite ouverte par incision de la peau à l'aide de ciseaux, en partant de l'orifice génital jusqu'aux nageoires pectorales (Photo 7). Les intestins sont placés de côté pour bien faire apparaître la vésicule séminale rose jaunâtre et les deux testicules (Photo 8). Ces derniers sont prélevés délicatement par section des tissus conjonctifs qui les rattachent à la cavité abdominale. Ils sont ensuite séchés et nettoyés à l'aide d'un papier absorbant. Les testicules sont alors individualisés et séparés des vésicules séminales.

Le prélèvement des testicules est une étape assez¹ délicate qui nécessite de prendre un certain nombre de précautions (14):

- Il faut éviter de perforer accidentellement les testicules, ce qui entraînerait une perte de sperme;
- Il faut éviter de mettre les testicules en contact avec l'eau car cette dernière entraînerait alors l'activation précoce des spermatozoïdes.

Les testicules sont saisis l'un après l'autre par leur extrémité, à l'aide d'une pince et maintenus au-dessus d'un tube numéroté, préalablement séché. Des incisions transversales, rapprochées les unes des autres sont alors pratiquées sur le testicule, en progressant du haut vers le bas. Le sperme intratesticulaire s'écoule librement dans le tube (Photo 10). Chaque échantillon de sperme sera ensuite quantifié par la détermination de son volume à l'aide d'une seringue graduée. Ensuite, le sperme est remis dans son tube à essai et une petite quantité est conservée dans la seringue. Cette dernière est aussitôt envoyée au laboratoire afin de déterminer la concentration en spermatozoïdes et leur motilité.



Photo 7: Dissection des testicules

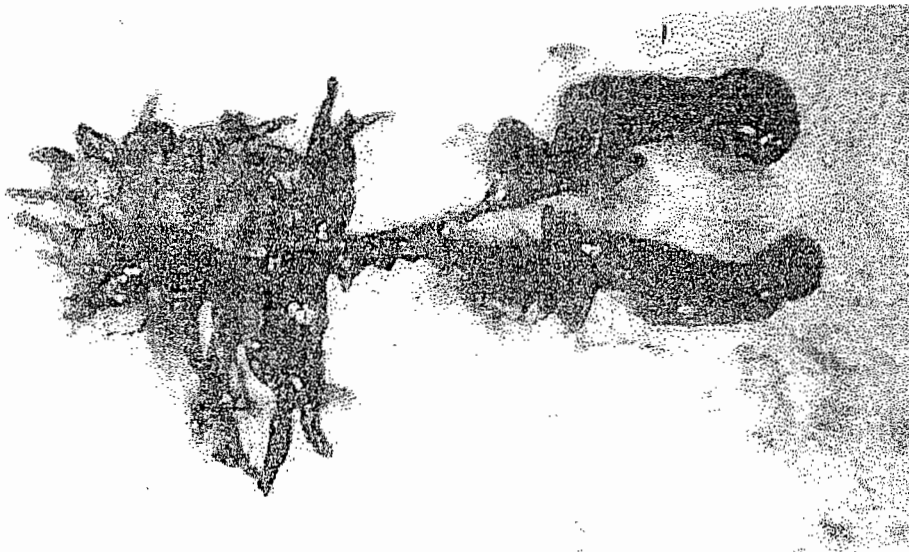


Photo 8: Testicules et vésicule séminale de *Heterobranchus longifilis*



Photo 9: Extraction de sperme du silure

II.2.3.2. Détermination de la durée de motilité des spermatozoïdes

Dans chaque tube numéroté, une goutte de sperme est prélevée à l'aide d'une micropipette et mise sur une lame de microscope qui sera ensuite placée sous l'objectif du microscope. Le meilleur grossissement est choisi et le champ est réglé après avoir allumé l'écran vidéo (Photo 10). Une fois toutes ces opérations terminées, une goutte d'eau est ajoutée au sperme afin d'activer les spermatozoïdes. Le chronomètre est simultanément mis en marche. Dès que les spermatozoïdes sont totalement immobiles, le chronomètre est arrêté, et la durée de motilité de ces spermatozoïdes est notée.

II.2.3.3. Détermination de la concentration du sperme

La concentration du sperme correspond au nombre de spermatozoïdes présents dans 1 ml de sperme. Pour la déterminer, plusieurs dilutions sont préparées au préalable, pour chaque échantillon de sperme dans des tubes à essai. Puis, l'une d'elles est choisie arbitrairement. Une goutte de sperme dilué est prélevée à l'aide d'une micropipette et placée sur la cellule de Thoma (Photo 11) par infiltration sous la lamelle, préalablement fixée sur la cellule. La cellule est ensuite placée sous l'objectif du microscope et le champ réglé. Sur l'écran, sera effectué le comptage des spermatozoïdes présents dans un ensemble de petits carrés. En effet, sur la cellule de Thoma sont tracées des lignes presque invisibles à l'œil nu, formant de petits carrés contenus dans des carrés plus grands (Figure 9). Chaque grand carré contient un ensemble de 16 petits carrés de 0,05 mm de côté et de 0,1 mm de profondeur. La cellule de Thoma contient environ 16 grands carrés. Le comptage s'effectue à l'intérieur de chaque grand carré. Pour éviter les risques d'erreur, les spermatozoïdes sont comptés dans environ 10 grands carrés. Ensuite, la concentration du sperme, exprimée en nombre de spermatozoïdes par millilitres, est déterminée à l'aide de la formule suivante:

$$[S] = \frac{N \times D \times 1000}{V \times 16}$$

où:

- V : volume d'un petit carré ($V = 0,05 \times 0,05 \times 0,1$) ;
- N: moyenne du nombre de spermatozoïdes par grand carré ;
- D: dilution de l'échantillon de sperme ;
- [S]: concentration en spermatozoïdes.

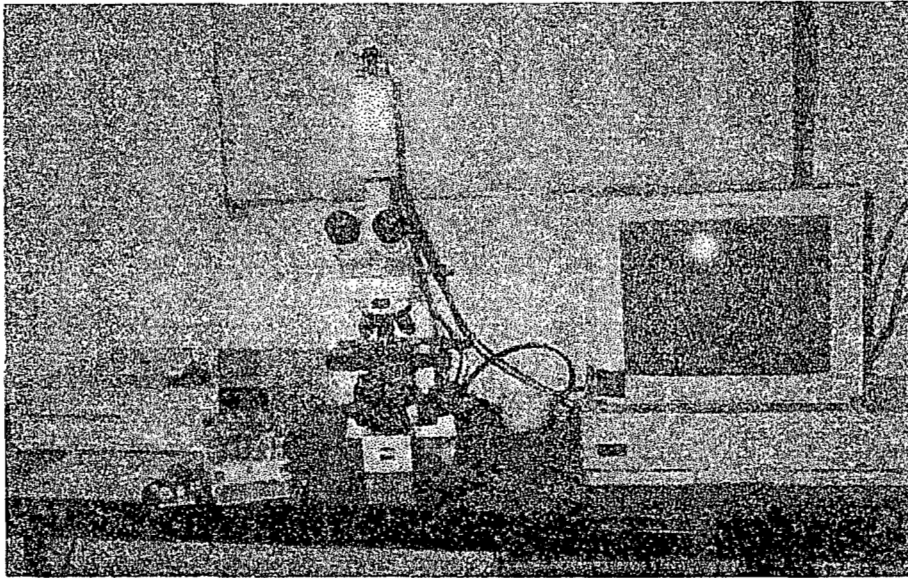


Photo 10: microscope associé à une caméra et un écran vidéo

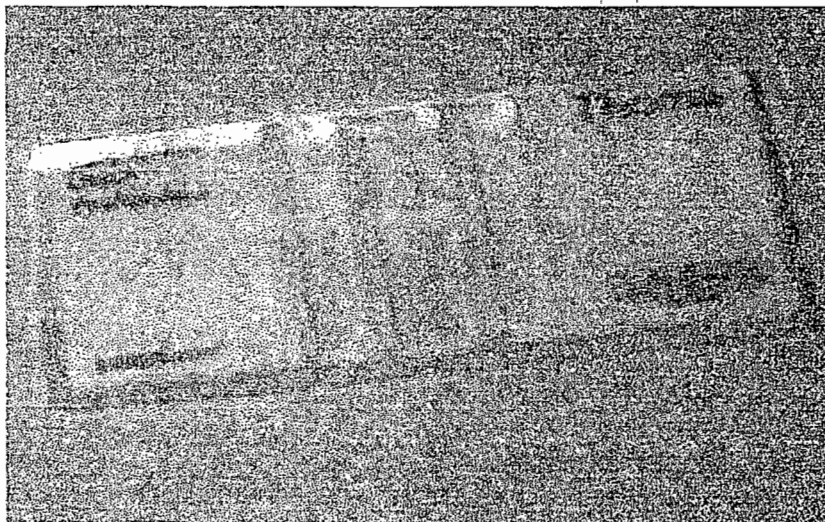


Photo 11: Cellule de Thoma

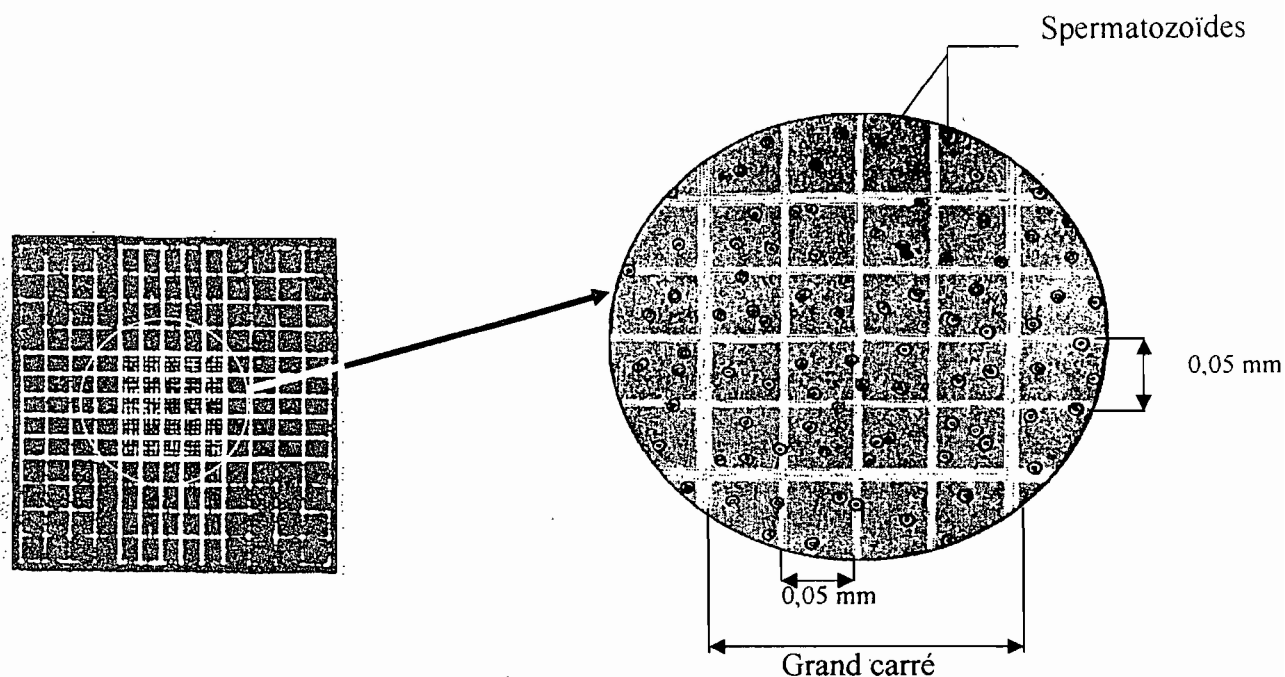


Figure 9 : Quadrillage de la cellule de Thoma

II.2.4. Reproduction

II.2.4.1. Préparation du sperme

Les échantillons de sperme d'un même lot sont regroupés dans un même tube. Le sperme est ensuite dilué dans du sérum physiologique (NaCl à 9 ‰) au $1/10^{\text{ième}}$. Les échantillons de sperme dilué sont mis dans des béchers placés sur glace pilée et recouverts de parafilm.

II.2.4.2. Récolte des ovules

Une fois tout le sperme récolté, les ovules des 3 femelles traitées la veille, sont prélevés par « stripping » ou massage abdominal (Photos 12 et 13).

Avant le massage, il faut soigneusement essuyer la partie ventrale de la femelle pour éviter que les ovules prélevés soient au contact de l'eau. En effet, la présence de l'eau pourrait entraîner l'activation des ovules (gonflement des ovules et fermeture du micropyle), rendant toute fécondation ultérieure impossible (6, 12). Il faut effectuer une contention de la femelle à l'aide d'une serpillière humide. Cette opération nécessite au moins deux personnes (14, 45). La femelle doit toujours être prise fermement au niveau de la tête. Elle est ensuite maintenue contre la poitrine en coinçant sa tête sous le bras. Le massage sera pratiqué avec l'autre bras. Une deuxième personne tient la partie postérieure

de la femelle et la cuvette parfaitement sèche, qui servira à recueillir les ovules. La personne qui doit effectuer le massage, pratique au préalable, une légère pression sur l'abdomen de la femelle, juste en amont de l'anus. Ce procédé permet l'évacuation de l'urine et des excréments. La papille génitale et son pourtour sont ensuite nettoyés et séchés.

Le massage abdominal de la femelle ne doit pas se faire trop près de la papille génitale pour éviter un prolapsus des ovaires qui rendrait impossible tout prélèvement ultérieur des ovules (48). Le massage doit être pratiqué délicatement surtout dans la partie antérieure du poisson, pour éviter un éclatement du foie et des ovaires (48). La pression exercée ferme, mais douce s'effectue depuis la partie crâniale de la cavité abdominale vers la partie caudale. Les ovules doivent être recueillis contre la paroi de la cuvette pour leur éviter tout risque de choc qui pourrait les altérer.

A la fin du stripping, les flancs de la femelle doivent être flasques avec l'apparition d'un peu de sang qu'il faut éviter de mélanger avec les ovules. C'est le signe que les ovaires sont vides (49). Les ovules de chaque femelle sont récupérés dans des bols en plastiques bien secs et pesés avant d'être regroupés dans un bol et le mélange homogénéisé à l'aide d'une plume d'oiseau. Ils sont ensuite repartis en 5 lots, dans de petites boîtes en plastique qui sont placées sur glace pillée et recouvertes. A ce stade, la fécondation artificielle doit se faire assez rapidement sinon les ovules blanchissent et leur qualité se détériore.



Photo 12 : Récolte des ovules par massage abdominal.ou stripping

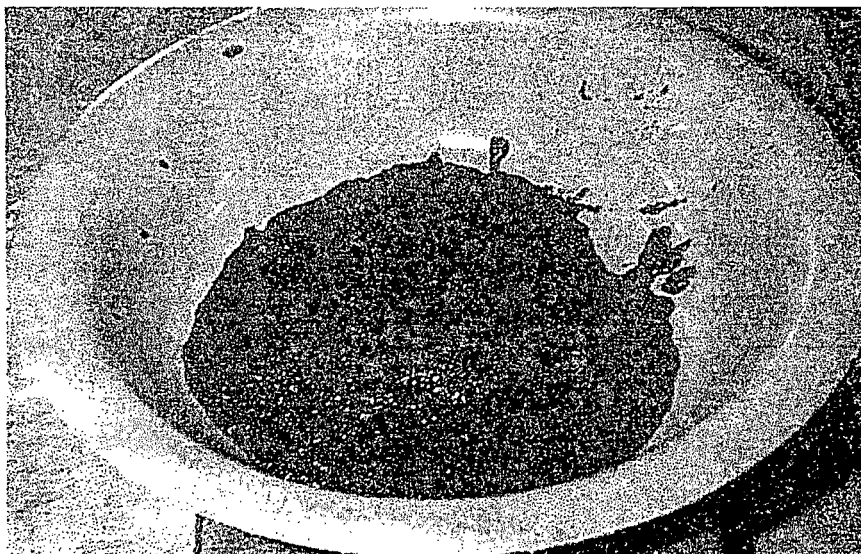


Photo 13 : Ovules de *Heterobranchus longifilis*

II.2.4.3. Fécondation (Photo 14)

Le sperme dilué est étalé sur toute la surface des ovules, un échantillon de laitance diluée correspondant à un lot d'ovules. Le mélange sperme-ovules est ensuite homogénéisé à l'aide de petits mouvements imprimés au récipient avec la main, pendant environ deux minutes. Puis, un peu d'eau claire est versé sur le mélange afin d'activer les spermatozoïdes. La fécondation a normalement lieu dans un laps de temps très court (moins d'une minute). Les œufs sont ensuite rincés pour les débarrasser de toute impureté.

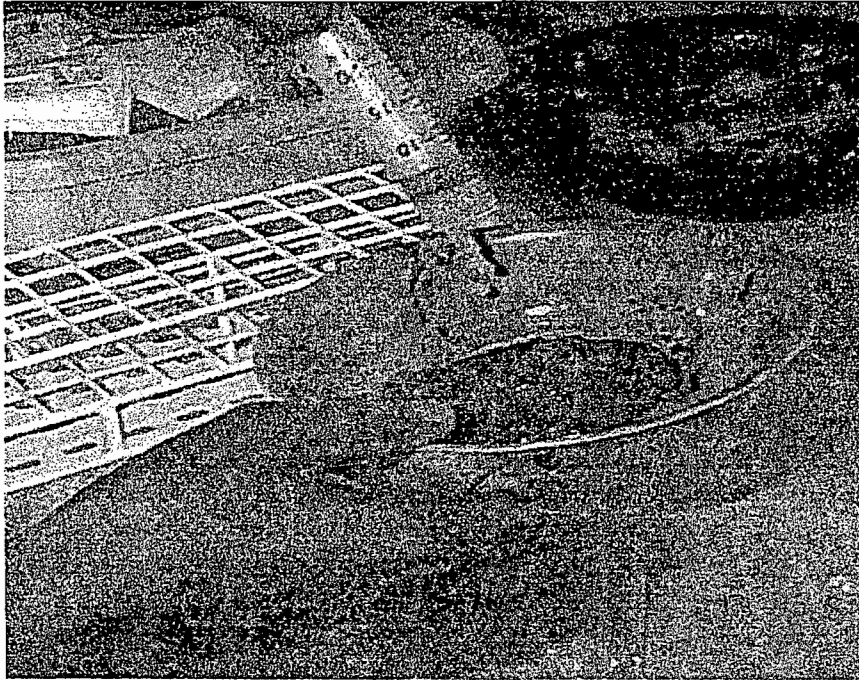


Photo 14 : Fécondation artificielle (Dépôt du sperme sur les ovules)

II.2.5. Incubation

Une fois les œufs fécondés, une partie est placée dans des barquettes en plastique flottant à la surface de l'un des bacs de la salle de reproduction (Photo 15). Les autres sont placés dans des tamis installés à l'intérieur des auges d'incubation de l'écloserie, remplies d'eau douce. Ils sont disposés en bandes longitudinales sur les tamis, en une seule couche (Photo 16). Le tout est ensuite recouvert d'une planche en bois afin de maintenir les œufs à l'obscurité.

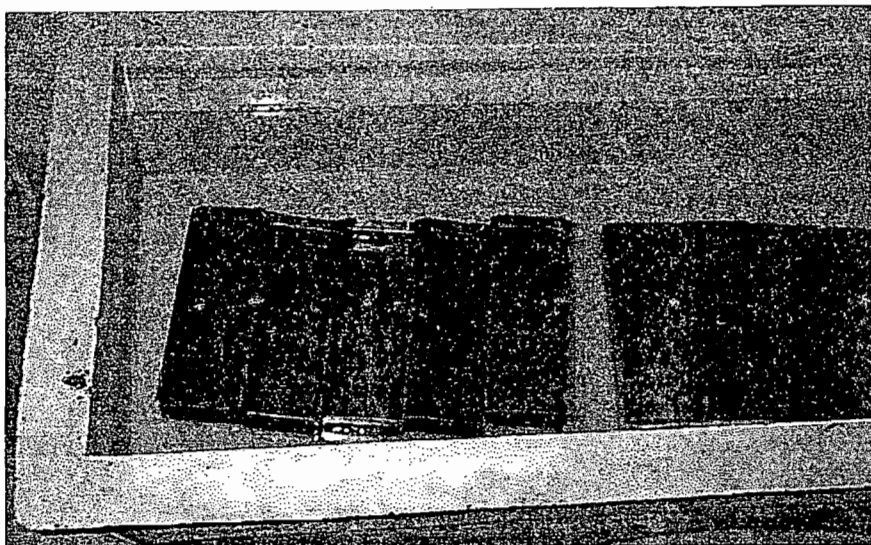


Photo 15: Barquettes d'incubation



Photo 16: Tamis disposé dans une auge d'incubation

II.2.6. Eclosion et comptage des larves

Le temps d'incubation dure 24 h à 48 h. Au-delà de cette période, un comptage du contenu des barquettes est effectué afin de déterminer le taux d'éclosion pour chaque lot de poissons. Seront ainsi dénombrés, les œufs blancs et les larves écloses à partir desquels le taux d'éclosion (T) sera calculé selon la formule:

$$T = \frac{\text{Nombre de larves}}{\text{Nombre total d'œufs incubés}} \times 100$$

Le nombre d'œufs incubés correspond à la somme des larves écloses et des œufs blancs. Ensuite, le nombre de larves contenues dans les incubateurs sera évalué à l'aide d'une échelle allant de 1 à 5, le 1 étant assigné à la plus faible proportion de larves et le 5, à la plus forte. Cette estimation nous permet de vérifier les résultats obtenus par comptage dans les barquettes.

II.2.7. Analyse statistique

Les données obtenues au cours de notre expérimentation ont été analysées à l'aide d'un logiciel : « Statistica ».

Les résultats sont présentés sous forme de moyennes plus ou moins écart-type. Ils ont fait l'objet d'une analyse statistique : l'analyse de variance ANOVA.

Les variables indépendantes sont représentées par l'individu, le traitement, la durée :

- durée : $J_1 = 1, J_{15} = 2, J_{30} = 3$;
- traitement : Témoin T = 1, HCG = 2, HF = 3, HC = 4, HS = 5.

Les variables dépendantes sont le volume, la concentration et la motilité du sperme ainsi que le taux d'éclosion des larves. Les variables indépendantes qui sont prises en compte dans notre étude sont le traitement et la durée.

Une vérification de la normalité a été effectuée pour les variables dépendantes. Le volume et la concentration du sperme, de même que le taux d'éclosion ne suivent pas la loi normale. Ils ont donc fait l'objet de transformations permettant d'obtenir leur homogénéité. Ainsi les deux premières variables ont été transformées en racine carrée et le taux d'éclosion en logarithme.

Ces variables ont ensuite fait l'objet de l'analyse de variance ANOVA qui consiste à fixer l'une des deux variables indépendante (le traitement ou la durée) et à faire varier l'autre. Cela permet de détecter leurs effets éventuels sur les différentes variables dépendantes, c'est à dire les différences significatives entre ces variables. En cas d'effet, un test a posteriori (test de Tukey) et éventuellement le test LSD de comparaison des moyennes est effectué afin de localiser ces différences. Ce sont ces dernières qui rentreront en ligne de compte dans nos résultats.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

III.1. RESULTATS

III.1.1. Données sur les hypophyses

Une étude de corrélation a été réalisée entre la masse des poissons et celle de leurs hypophyses. Une corrélation positive et significative a été établie entre les deux variables ($r = 0,76$) (Figure 10).

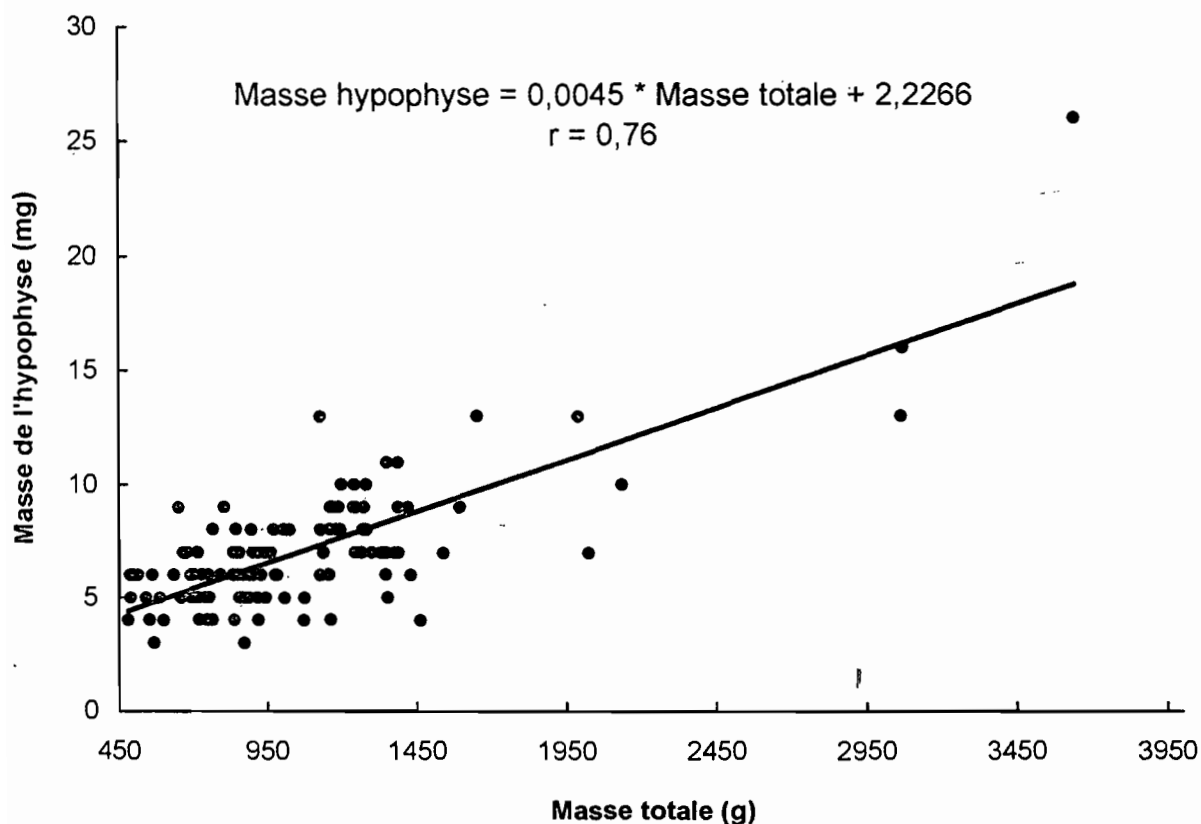


Figure 10: Droite de régression entre la masse des poissons et celle de leur hypophyse

III.1.2. Caractéristiques morphométriques des géniteurs

III.1.2.1. Longueur totale

Au moment de la constitution des lots, nous avons choisi au hasard les différents géniteurs. Il n'y a pas de différence de taille entre les géniteurs des différents lots. Ainsi, il existe une certaine homogénéité dans la longueur des poissons utilisés tout au long de l'expérience (Tableau XIII).

III.1.2.2. Masse corporelle

Les poissons utilisés dans les différents lots pour les trois séries de reproduction, ne présentent pas de variation significative de masse corporelle, c'est à dire qu'il existe également une certaine homogénéité de masse des poissons par période de traitement (Tableau XIII).

III.1.3. Maturité sexuelle

III.1.3.1. Masse des gonades

Le Tableau XIII montre les données de masse des gonades des différents lots de poissons au cours de l'expérience.

Aucune différence significative de masse des gonades n'a été observée, que ce soit entre les différents lots au cours d'une reproduction qu'entre les différentes séries de reproduction (J_1, J_{15}, J_{30}).

III.1.3.2. Masse des vésicules séminales

Il n'existe pas de différence significative de masse des vésicules séminales entre les différents lots de poissons au cours de l'expérience (Tableau XIII).

Tableau XIII. Données sur les caractéristiques des géniteurs

Lot	n	Longueur (mm)	Masse (g)	Masse des gonades (g)	Masse des vésicules séminales (g)
J₁					
T	5	468,00 ± 25,64	991,20 ± 197,10	3,57 ± 1,69	11,13 ± 5,99
HCG	5	529,00 ± 89,19	1183,40 ± 489,98	3,14 ± 2,93	15,37 ± 10,11
HF	4	442,50 ± 69,82	967,25 ± 329,43	3,45 ± 3,80	13,43 ± 7,55
HC	5	474,00 ± 60,15	1022,80 ± 342,26	4,12 ± 2,28	12,65 ± 3,97
HS	5	473,00 ± 39,62	945,20 ± 235,01	2,65 ± 1,69	14,75 ± 2,55
J₁₅					
T		475,00 ± 57,88	955,00 ± 281,04	3,99 ± 1,84	13,12 ± 7,55
HCG	5	487,20 ± 37,94	960,00 ± 178,94	2,96 ± 1,41	8,62 ± 4,59
HF	5	494,00 ± 11,94	967,80 ± 130,24	3,05 ± 1,66	6,69 ± 2,11
HC	5	482,00 ± 60,48	968,40 ± 309,69	3,01 ± 1,51	15,40 ± 9,95
HS	5	466,00 ± 57,49	1010,20 ± 320,21	3,48 ± 2,55	17,20 ± 9,77
J₃₀					
T	5	483,20 ± 92,32	958,60 ± 453,67	2,59 ± 1,58	11,66 ± 5,47
HCG	5	513,40 ± 62,95	1154,40 ± 347,11	1,54 ± 1,40	15,25 ± 9,63
HF	5	524,40 ± 75,04	1096,00 ± 269,48	2,13 ± 0,84	13,95 ± 9,45
HC	5	515,60 ± 61,78	1033,00 ± 230,79	2,73 ± 1,12	9,59 ± 3,16
HS	5	515,20 ± 62,87	986,40 ± 297,25	3,34 ± 3,01	13,95 ± 3,59

III.1.3.3. Indice gonadosomatique (IGS)

Nous avons déterminé l'indice gonadosomatique (IGS) des poissons, correspondant au rapport entre la masse des gonades et la masse corporelle des reproducteurs (Tableau XIII).

Aucune différence significative n'a été observée entre les différents lots de poissons au cours de l'expérience. Cependant, l'IGS des poissons utilisés pour la reproduction de J₃₀ est significativement plus faible que celui des poissons utilisés pour les deux autres reproductions (J₁ et J₁₅).

Nous avons effectué la corrélation entre la masse des gonades et la masse corporelle que nous pouvons observer dans la Figure 11. Nos résultats montrent qu'il existe une corrélation positive entre les deux variables ($r = 0,47$). Nous avons pu établir l'équation de la droite de régression.

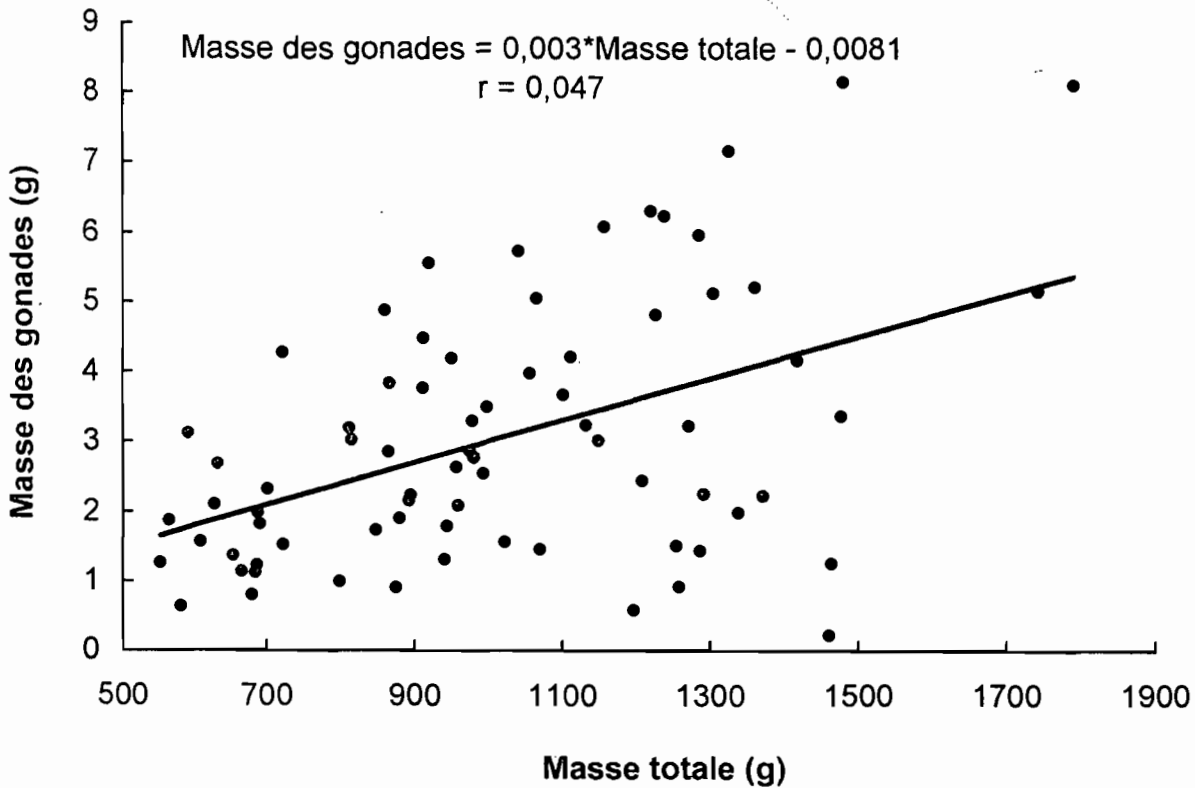


Figure 11: Variation de la masse des gonades en fonction de la masse totale des poissons

III.1.3.4. Rendement d'extraction du sperme

Le rendement d'extraction du sperme correspond au rapport volume de sperme/masse des gonades (Tableau XIV).

A l'analyse de nos résultats, nous avons mis en évidence que ce sont les extraits hypophysaires utilisés à J₃₀ qui induisent le rendement le plus faible, comparativement à ceux de J₁ et J₁₅. Cependant, il n'y a aucune différence significative entre les différents lots d'une même période de traitement.

III.1.3.5. Rapport du volume testiculaire

Le rapport du volume testiculaire représente le rapport entre le volume du sperme et la masse corporelle.

Ce rapport présente les mêmes variations que les deux autres variables (Tableau XIV). En effet, nous avons constaté une différence significative entre les géniteurs des trois reproductions: ceux utilisés à J₃₀ présentent un rapport beaucoup plus faible que ceux utilisés à J₁ et J₁₅.

Tableau XIV. Rapports et indices de maturité sexuelle

Lot	n	IGS (x 10 ⁻³)	Rendement d'extraction du sperme	Rapport du volume testiculaire (x 10 ⁻³)
J₁				
T	5	3,47 ± 1,01	0,319 ± 0,079	1,10 ± 0,35
HCG	5	2,40 ± 1,41	0,338 ± 0,186	0,94 ± 1,06
HF	4	3,75 ± 1,53	0,443 ± 0,078	1,71 ± 0,93
HC	5	3,78 ± 1,33	0,393 ± 0,160	1,63 ± 1,04
HS	5	3,04 ± 2,06	0,309 ± 0,190	1,25 ± 1,12
J₁₅				
T		3,99 ± 1,06	0,371 ± 0,134	1,56 ± 0,86
HCG	5	2,98 ± 1,10	0,304 ± 0,176	1,05 ± 1,02
HF	5	3,13 ± 1,56	0,425 ± 0,178	1,44 ± 1,00
HC	5	3,36 ± 1,79	0,328 ± 0,148	1,20 ± 1,04
HS	5	3,22 ± 1,58	0,325 ± 0,179	1,24 ± 1,11
J₃₀				
T	5	2,60 ± 0,62	0,282 ± 0,152	0,78 ± 0,46
HCG	5	1,39 ± 1,21	0,136 ± 0,193	0,37 ± 0,63
HF	5	2,06 ± 0,95	0,257 ± 0,142	0,58 ± 0,56
HC	5	2,90 ± 1,81	0,169 ± 0,078	0,57 ± 0,51
HS	5	3,06 ± 1,99	0,377 ± 0,207	1,21 ± 0,89

III.1.4. Caractéristiques du sperme

III.1.4.1. Volume du sperme

La Figure 12 montre le volume de sperme extrait au cours de l'expérience. D'une façon générale, aucune différence significative de volume de sperme n'a été observée entre les différents lots des trois périodes de reproduction. Toutefois, le volume de sperme des poissons utilisés à J₃₀ est significativement inférieur à ceux obtenus à J₁ et J₁₅.

Une forte corrélation ($r = 0,93$) a pu être établie entre la masse des gonades et le volume de sperme extrait (Figure 13). Nous avons donc déterminé la droite de régression.

Par contre, il n'existe aucune corrélation entre la masse des vésicules séminales et le volume de sperme.

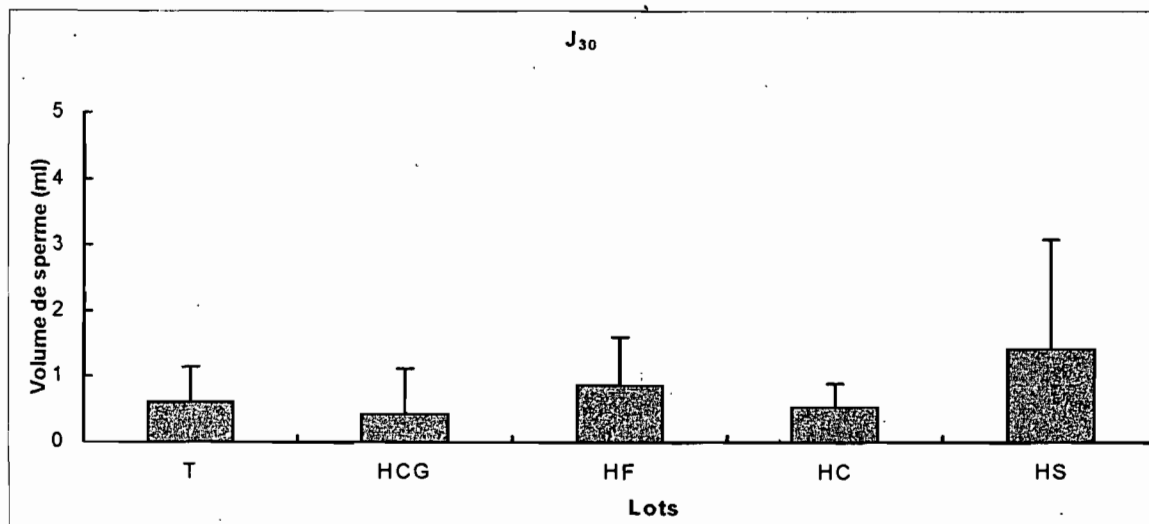
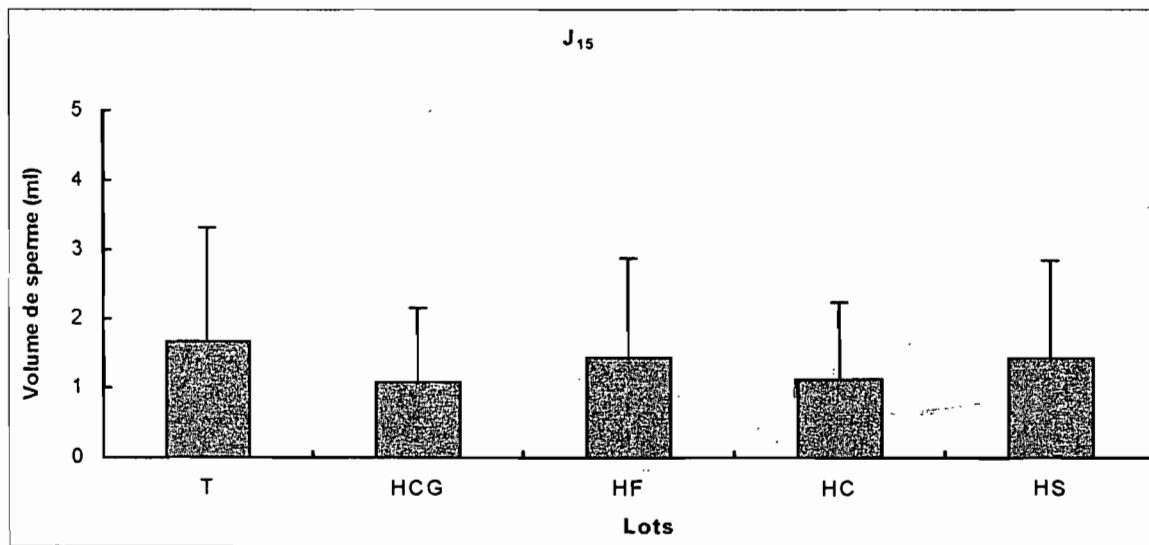
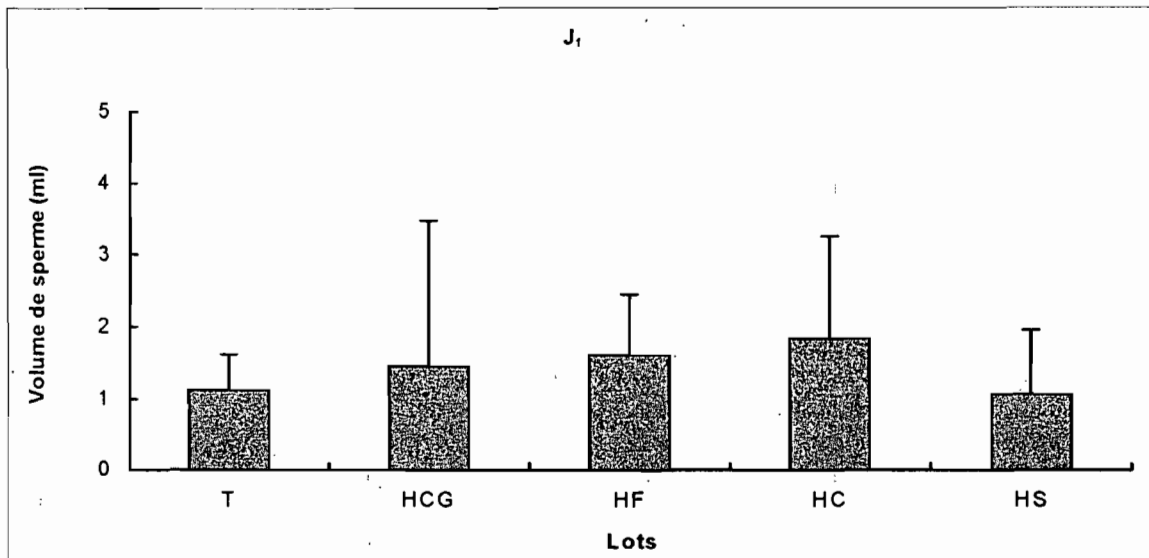


Figure 12: Volumes de sperme à J₁, J₁₅ et J₃₀

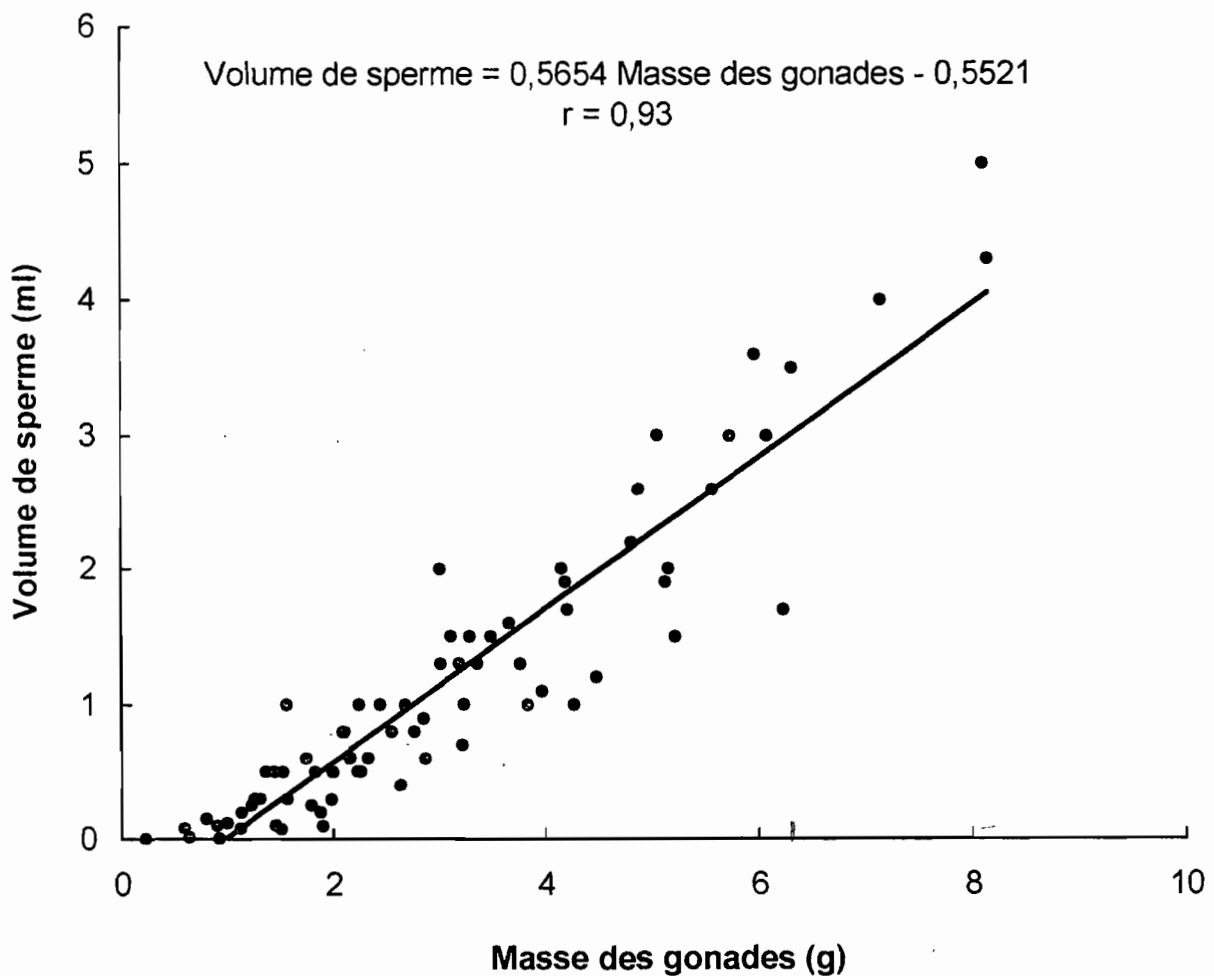


Figure 13: Droite de régression du volume de sperme en fonction de la masse des gonades

III.1.4.2. Concentration en spermatozoïdes du sperme

La Figure 14 montre des données sur la concentration de sperme en spermatozoïdes au cours de l'expérience.

A J_1 , la concentration de sperme en spermatozoïdes du témoin est nettement supérieure à celle de tous les autres lots. Par contre, à J_{15} et J_{30} , il n'y a pas de différence significative entre les différents lots.

De plus, la durée de conservation des hypophyses pour la préparation des extraits hypophysaires, qu'elles soient sèches ou congelées, n'a aucune influence sur la concentration du sperme en spermatozoïdes.

Nous avons essayé d'établir une corrélation entre la concentration du sperme en spermatozoïdes et son volume ; aucune régression n'a pu être établie ($r = -0,193$).

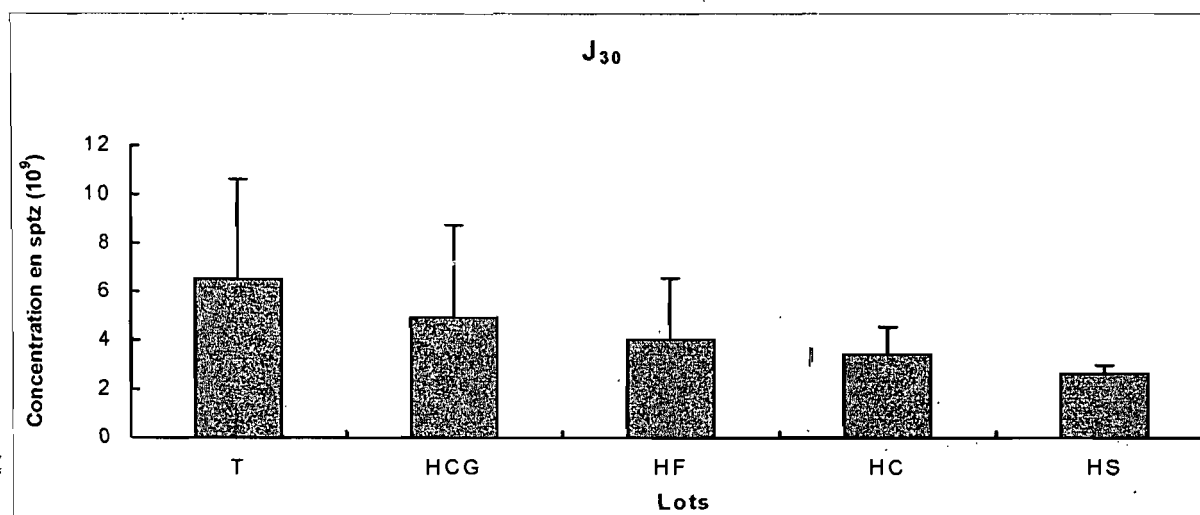
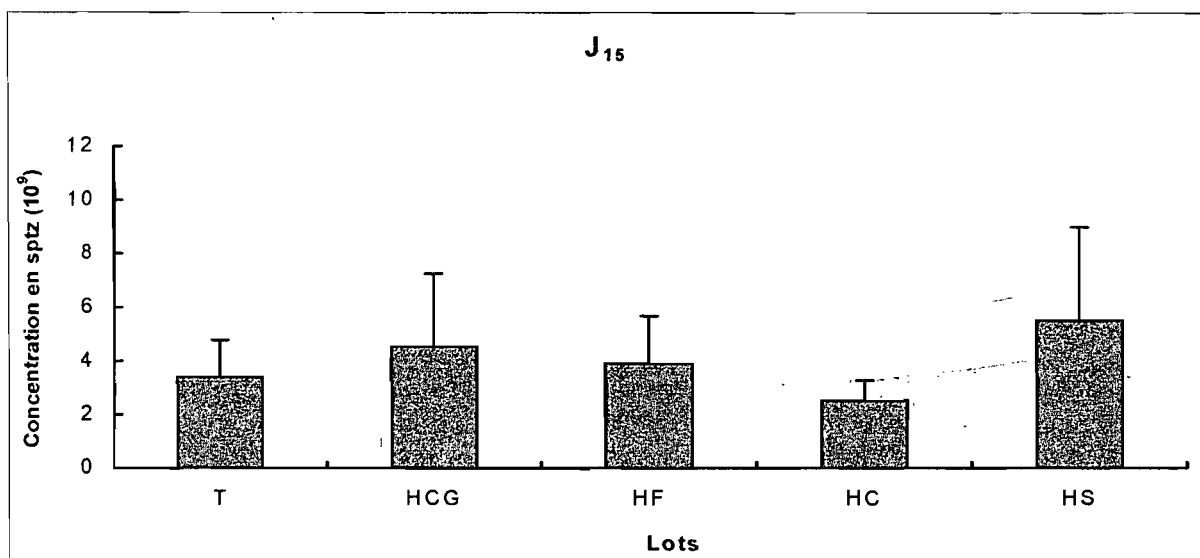
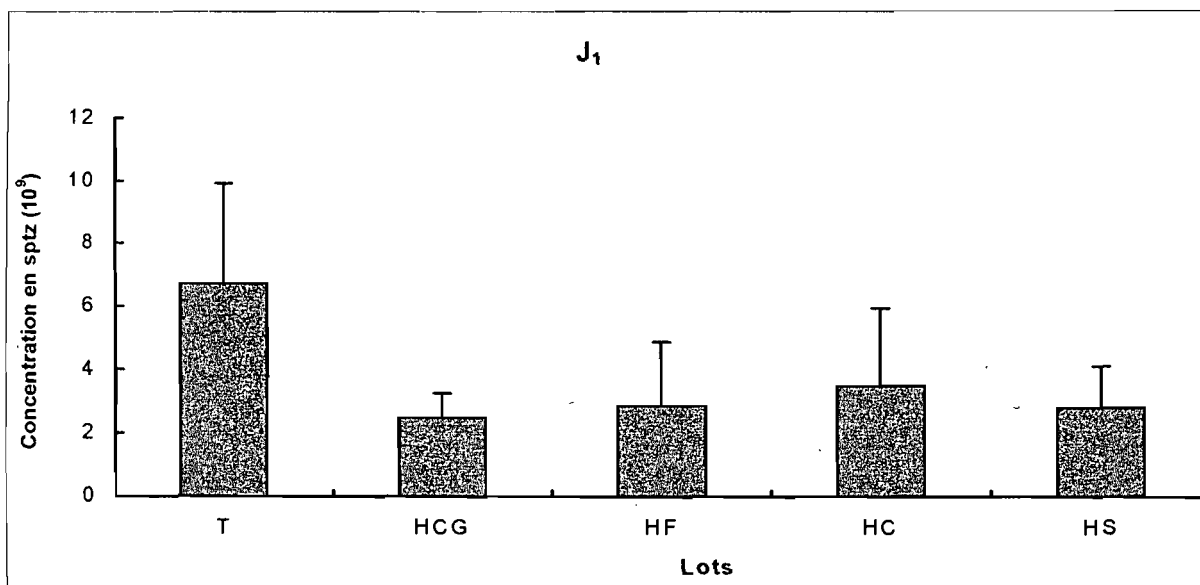


Figure 14: Concentrations du sperme en spermatozoïdes à J₁, J₁₅ et J₃₀

III.1.4.3. Durée de motilité des spermatozoïdes

A J₁, les lots traités avec l'hypophyse congelée (HC) et l'hypophyse sèche (HS) présentent les durées de motilité des spermatozoïdes les plus faibles. Les spermatozoïdes du témoin ont la durée de motilité la plus élevée (Figure 15).

A J₁₅ et J₃₀, la durée de motilité des spermatozoïdes du lot témoin baisse, alors que d'une manière générale celle des lots traités augmente, en particulier chez les lots HC et HS. Mais, globalement, il n'y a pas de différence significative entre les différents lots à ces périodes de reproduction.

En nous rapportant à la fréquence de distribution de la motilité des spermatozoïdes de l'ensemble des poissons pour les trois reproductions, nos résultats montrent que dans 41,3 % des cas, la durée de motilité est comprise entre 46,94 s et 57,72 s (Figure 16).

Nos résultats montrent qu'il n'existe aucune corrélation entre la motilité du sperme et sa concentration en spermatozoïdes ($r = 0,208$).

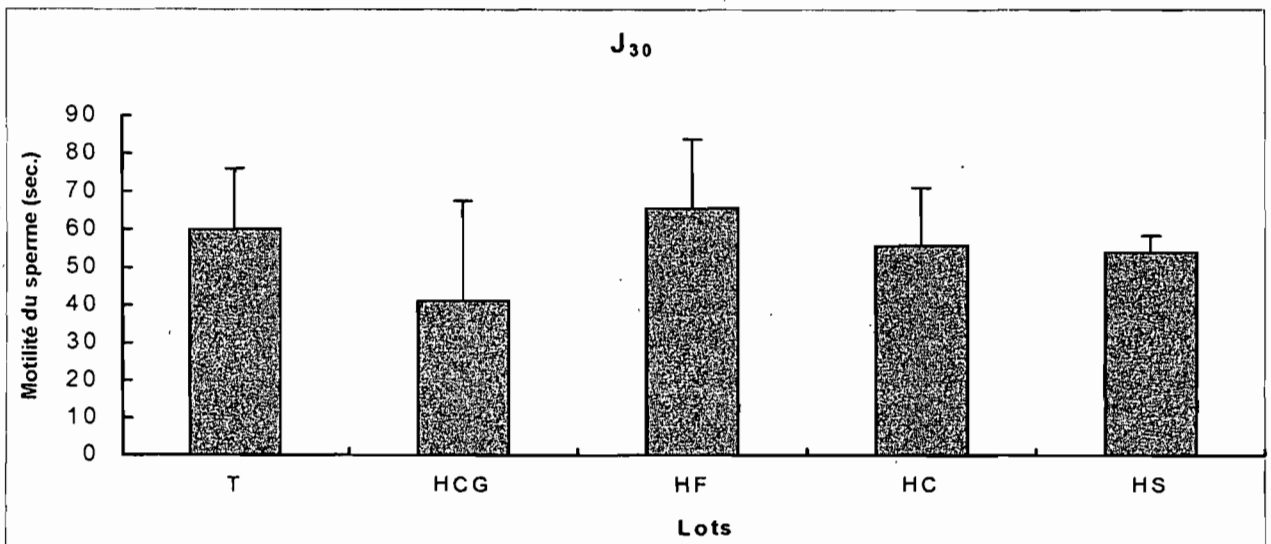
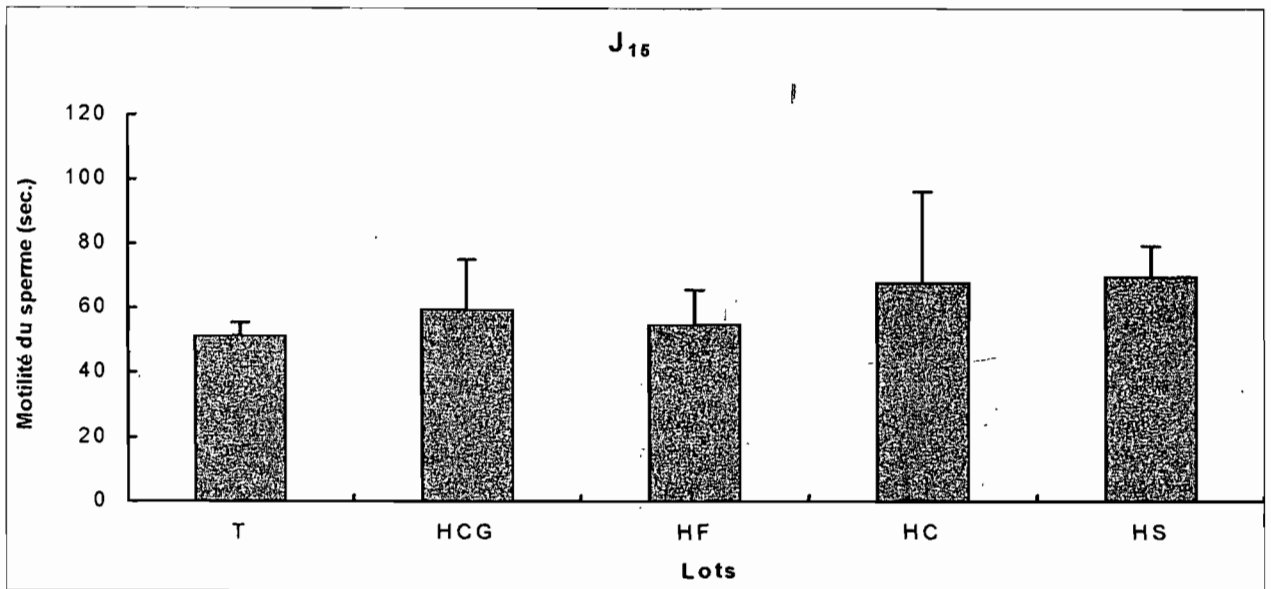
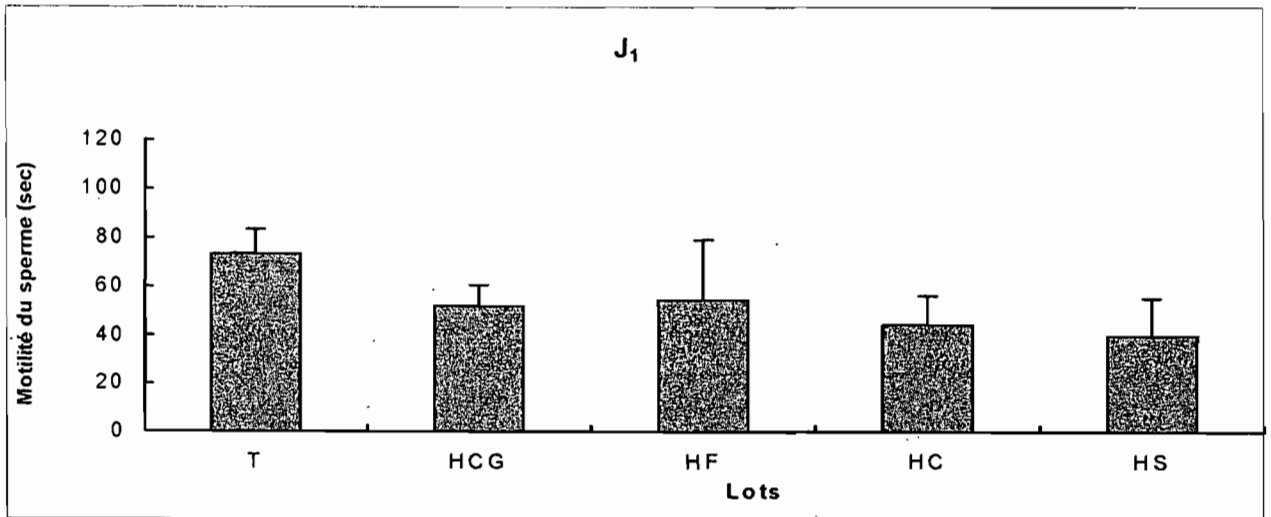


Figure 15: Durées de motilité des spermatozoïdes à J₁, J₁₅ et J₃₀

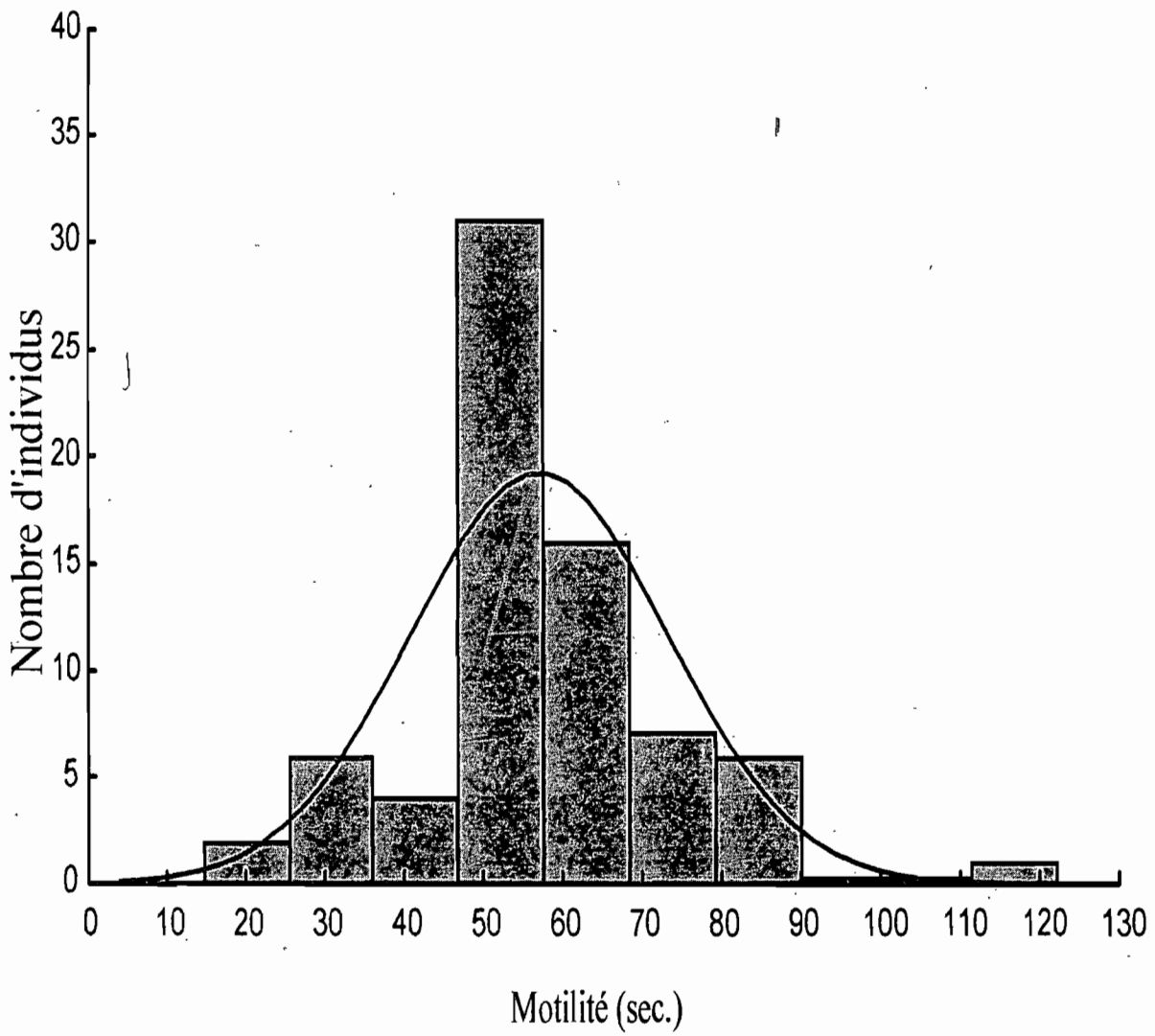


Figure 16 : Diagramme de fréquence de la durée de motilité des spermatozoïdes

III.1.5. Taux d'éclosion

III.1.5.1. Taux d'éclosion des larvès

Le taux d'éclosion présente de grandes variations tant en fonction de la durée de conservation des produits que du type de traitement (Figure 17). D'une manière générale, le taux d'éclosion est plus élevé à J₁₅ et J₃₀ qu'à J₁.

A J₁, les œufs issus de la fécondation avec le sperme du lot HS ont un meilleur taux d'éclosion par rapport aux autres lots.

A J₁₅, les œufs fécondés par le sperme des lots HC et HS ont donné les plus faibles taux d'éclosion.

A J₁₅ et J₃₀, ce sont les œufs issus de la fécondation avec le sperme du lot HCG qui ont donné le meilleur taux d'éclosion.

La durée de conservation des hypophysaires pour la préparation des extraits hypophysaires a eu un effet significatif. En effet, le lot HC a présenté le meilleur taux d'éclosion à J₃₀ et le plus faible à J₁. Cette tendance est la même chez les lots HS, mais avec des variations moindres entre les différentes reproductions.

III.1.5.2. Corrélation entre le taux d'éclosion et les caractéristiques du sperme

Des corrélations ont été vérifiées entre le taux d'éclosion et les paramètres de qualité du sperme (le volume, la concentration et la motilité des spermatozoïdes). Cependant aucune corrélation n'a pu être établie avec chacune de ces trois variables.

La valeur du coefficient de corrélation r est respectivement égale à -0,12, 0,12 et -0,02 pour le volume de sperme, sa concentration en spermatozoïdes et la motilité des spermatozoïdes.

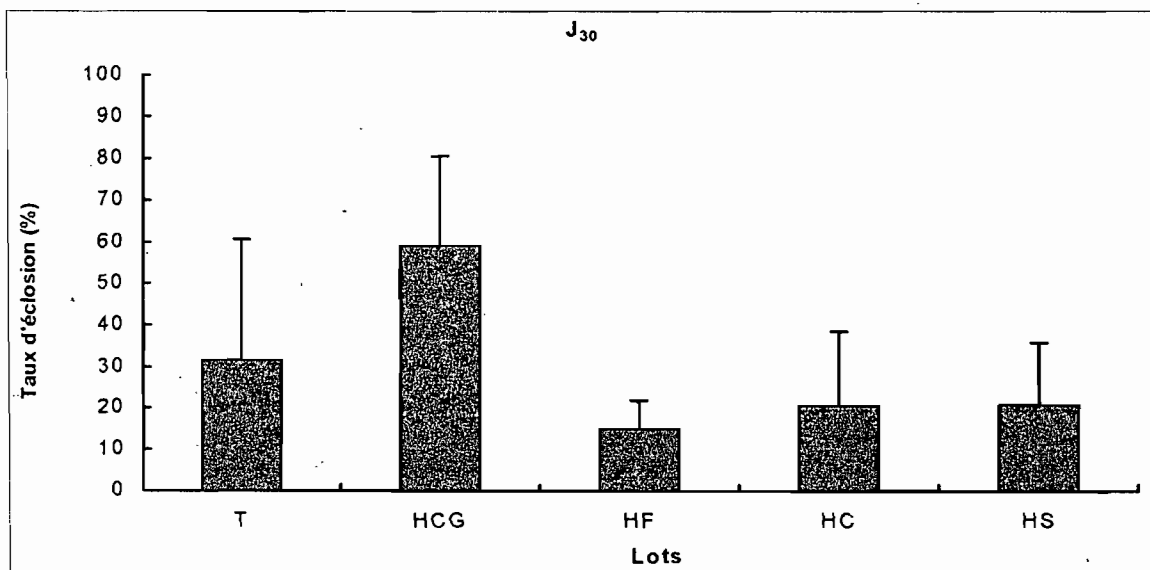
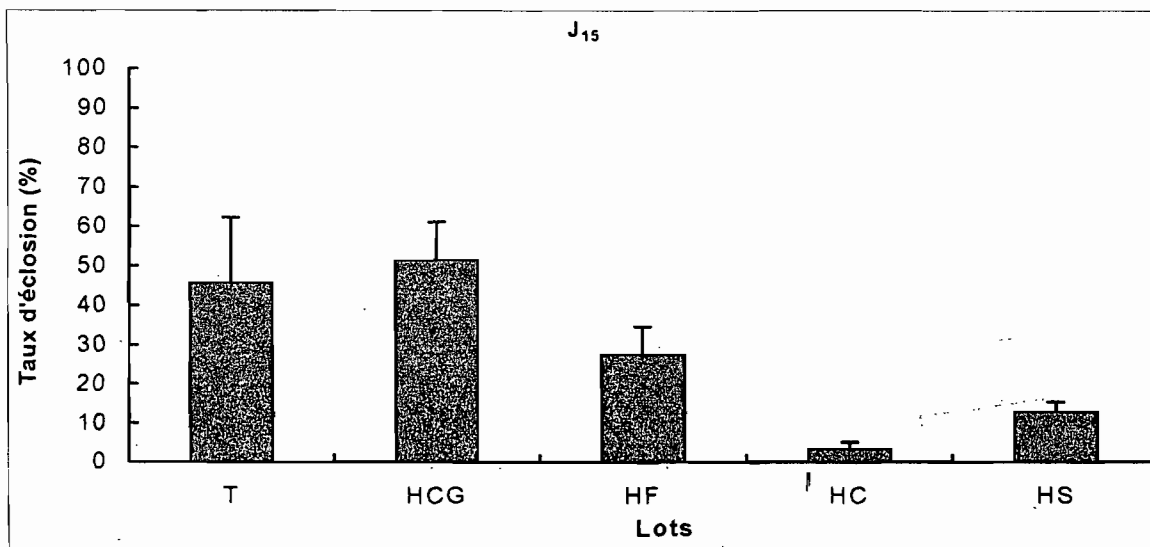
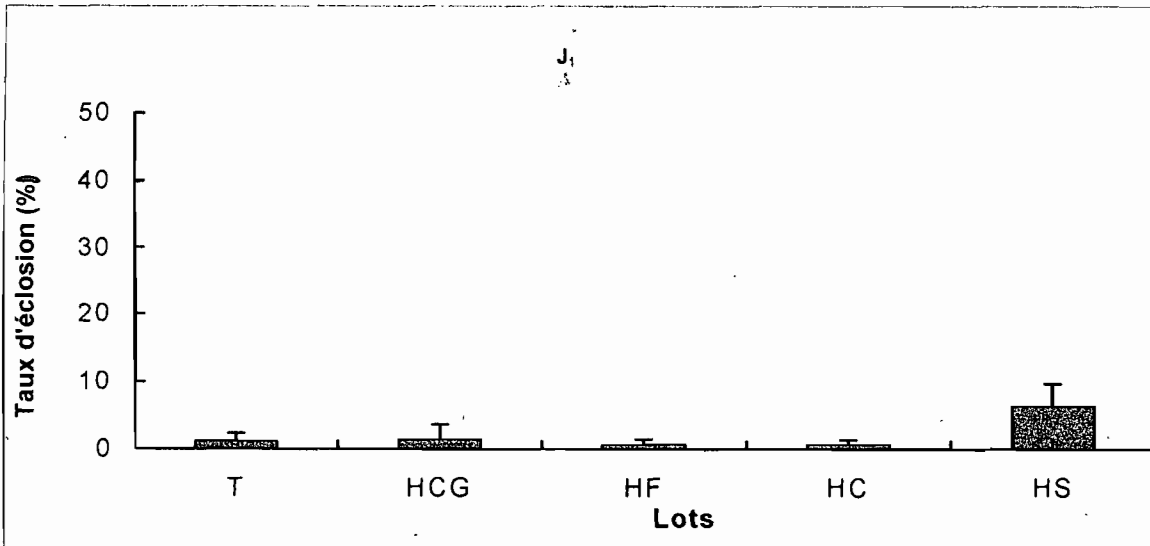


Figure 17: Taux d'éclosion des larves à J₁, J₁₅, J₃₀

III.2. DISCUSSION

III.2.1. Données sur les hypophyses

Nos données établissent qu'il existe un lien entre la masse de l'hypophyse et la masse corporelle des poissons. Cela signifie donc que la masse des hypophyses varie en fonction du poids des poissons. Ainsi, plus le mâle est gros, plus il est susceptible de donner de grosses hypophyses. Il serait donc plus approprié d'utiliser de gros mâles pour l'extraction hypophysaire afin de réduire le nombre de mâles sacrifiés.

Un autre critère aurait pu être l'âge des silures ; mais les poissons étant du même âge (27 mois) et chez le silure élevé en captivité, la maturité sexuelle étant atteinte à 10-11 mois, nos résultats laissent apparaître qu'il n'y a pas de lien entre la masse de l'hypophyse et l'âge des silures. Or, cette glande intervient dans la stimulation des mécanismes de la reproduction par la sécrétion d'hormones (gonadotropines) agissant directement sur le développement et le fonctionnement des gonades (17). Elle joue donc un rôle dans la maturation sexuelle des poissons et la gamétogenèse. C'est ainsi que chez certains poissons présentant des gonades atrophiées, les hypophyses étaient tellement petites que nous n'avons pas pu les identifier. Il est donc essentiel d'utiliser des animaux matures pour l'extraction de l'hypophyse. En effet, LEGENDRE (21) a démontré que l'âge pourrait être plus important que la taille dans l'apparition de la première maturité sexuelle, la présence de sperme intratesticulaire étant considéré comme un indice de maturité. En d'autres termes, l'âge du poisson serait le meilleur indicateur pour une extraction hypophysaire adéquate dans l'induction de la spermiation. Mais, à défaut de l'âge, l'IGS peut être un indice de maturité sexuelle conformément aux travaux de SUQUET et al. (47) qui ont montré que chez le turbot (*Scophthalmus maximus*), poisson marin, l'IGS est un révélateur de l'efficacité de la spermatogenèse.

III.2.2. Caractéristiques morphométriques des géniteurs

Notre travail s'est effectué sur un grand nombre de poissons (75 poissons) dont 5 par lot, tous de la même origine et du même âge et ayant reçu la même alimentation, ce qui pourrait expliquer l'homogénéité des caractéristiques des géniteurs (longueur totale, masse corporelles, masse des gonades et des vésicules séminales). Du fait de cette homogénéité, ces caractéristiques ne devraient pas interférer avec les résultats de l'induction de la spermiation.

Cela nous a probablement permis d'avoir des résultats plus précis que ceux obtenus par KOUASSI (21) qui a travaillé avec un nombre réduit de poissons qui par ailleurs étaient d'âge et d'origine différents.

III.2.3. Rendements et indice de maturité

Les valeurs d'IGS que nous avons obtenues (0,14 à 0,4 %) chez le silure sont comparables à celles obtenues par LEGENDRE (21) qui a donné une moyenne de 0,5 %. Par contre, OTEME et al (42), ont obtenu des valeurs de l'IGS variant entre 0,20 et 0,65 % sur des silures âgés de 5 ans. La différence entre ces résultats et les nôtres serait probablement liée à l'âge de nos poissons qui sont sensiblement plus jeunes (2 ans et 3 mois).

L'IGS, le rendement d'extraction du sperme, le rapport du volume testiculaire présentent tous les trois leur plus faible valeur à J₃₀ alors qu'il n'y a aucune différence significative en fonction du type de traitement. Ce résultat s'explique par le fait que les poissons utilisés pour cette reproduction (J₃₀) ont été insuffisamment nourris sur une période de une à deux semaines précédant nos essais, contrairement aux poissons des autres périodes de reproduction qui ont été alimentés sans interruption jusqu'au moment de l'expérience. En effet, la sous-alimentation a une influence sur la reproduction se traduisant chez le mâle par une réduction de la quantité et de la qualité du sperme (17). C'est ce qui explique qu'en milieu naturel, la reproduction du silure est saisonnière, c'est à dire qu'elle n'a lieu que pendant les périodes où la nourriture est abondante (saison des pluies) (21, 29, 21). Ces observations sont corroborées par les travaux de LEGENDRE (21) qui a mis en évidence l'influence des variations saisonnières sur l'IGS et le volume du sperme. Il a démontré que ces paramètres étaient légèrement plus élevés en début de saison des pluies (mai-juin) qu'en début de saison sèche (janvier-février). Cela confirme les déductions de MICHA (42) selon lesquelles la saison des pluies est la saison de reproduction privilégiée de *Heterobranchus longifilis* en milieu naturel. Par ailleurs, OTEME et al (42), n'ont pas observé de variation saisonnière de l'IGS et du volume de sperme de silures de 3 à 5 ans élevés à la station de Layo. Cela prouve donc qu'en captivité où l'alimentation est permanente, contrairement aux conditions naturelles, la spermatogenèse chez le silure est continue tout au long de l'année.

BILLARD (3) a établi une relation entre l'IGS et le comportement sexuel des poissons. Il a ainsi démontré que les espèces présentant un faible IGS telles que le silure et le tilapia, se reproduisaient généralement en couples. Par contre, les espèces à IGS élevé telles que la truite et la carpe, se reproduisent généralement en groupe.

La corrélation entre la masse des gonades et la masse corporelle est faible. Cela signifie qu'il n'existe pas de relation entre les deux variables. Ce résultat rejoint celui d'autres auteurs qui ont démontré qu'il n'y avait aucun lien entre ces deux grandeurs (21, 41). En effet, un gros silure peut posséder de petits testicules et inversement, ce qui laisse supposer que le poids des testicules serait plutôt lié à l'état de maturité du poisson et donc à l'âge. Nos poissons étant tous du même âge (27 mois), nous n'avons pu établir la corrélation entre la masse des gonades et l'âge des poissons.

III.2.4. Volume du sperme

Les résultats obtenus montrent que l'induction de la spermiation aussi bien par l'HCG que par les extraits hypophysaires n'a aucune influence sur le volume de sperme. En effet, quelque soit la durée de conservation des extraits hypophysaires, c'est à dire la date de reproduction, nous n'avons pas observé de différence en fonction du type de traitement. Par contre, KOUASSI (21) a observé une augmentation notable du volume du sperme des poissons traités aux extraits hypophysaires, les meilleurs résultats étant obtenus avec l'hypophyse fraîche. Cette divergence de résultats pourrait être liée au fait que les expériences n'ont pas été effectuées dans les mêmes conditions. En effet, KOUASSI (21) a travaillé sur un nombre très réduit de géniteurs d'âges différents et de poids très variés.

Le volume de sperme des poissons utilisés à J₃₀ est inférieur à ceux obtenus à J₁ et J₁₅. Ces résultats pourraient également s'expliquer par la sous alimentation des poissons utilisés à J₃₀, deux semaines avant la récolte du sperme.

Nous avons observé une différence de volume de sperme entre les témoins, les mâles traités à l'HCG et entre les mâles traités aux extraits d'hypophyse fraîche, en fonction de la période de reproduction (J₁, J₁₅ ou J₃₀), ce qui paraît paradoxal. En effet, les produits utilisés pour traiter ces lots n'ont pas fait l'objet d'une conservation particulière et sont les mêmes à chaque reproduction. Ces résultats peuvent s'expliquer par des variations individuelles entre les trois reproductions et entre les lots, liées à la manipulation ou aux géniteurs. En effet, nos résultats présentent une très grande hétérogénéité qui se traduit par des écarts-types très importants. Par ailleurs, dans la reproduction artificielle du silure, tous les paramètres ne sont pas encore totalement maîtrisés, ce qui conduit à de nombreuses incertitudes quant aux résultats de la reproduction.

La corrélation établie entre la masse des gonades et le volume de sperme a permis d'en déduire que ces deux variables sont étroitement liées. En effet, plus la masse des gonades est élevée, plus le volume de sperme est important. Par contre, il n'existe aucune relation entre la masse des vésicules séminales et le volume de sperme. Ce dernier résultat est assez surprenant compte tenu du fait que ce sont les vésicules séminales qui produisent le liquide spermatique dans lequel baignent les spermatozoïdes. Elles devraient donc avoir une influence sur les variations du volume de sperme comme le démontre MAISSE et al. (33), ce qui n'est pas le cas ici.

Nous avons enregistré des volumes de sperme assez faibles (0,5 à 2 ml), malgré la technique de récolte que nous avons utilisée, c'est à dire l'incision des testicules. Ces faibles valeurs nous permettent d'affirmer que nous n'aurions pas pu obtenir du sperme par massage abdominal. Pourtant, KOUASSI (21) a démontré qu'en stimulant la spermiation par injection d'HCG ou d'extraits hypophysaires, on pouvait recueillir une quantité non négligeable de sperme par massage abdominal. Ce résultat serait lié à une baisse de la densité du sperme, qui faciliterait son passage par le spermiducte, étroit canal éjaculateur, lors du massage. LEGENDRE (21) a également mis en évidence le fait que environ 24 h après injection d'extraits hypophysaires homologues, il était possible de collecter quelques gouttes de

sperme par massage abdominal, chez le mâle de *Clarias gariepinus*. Le même auteur, par incisions testiculaires, a obtenu des volumes de sperme plus élevés que les nôtres (0,5-25 ml).

Le faible volume de sperme récolté par rapport à ces différents auteurs serait probablement liée à la différence de poids et d'âge des poissons.

III.2.5. Concentration en spermatozoïdes du sperme

Globalement, les valeurs de la concentration en spermatozoïdes des échantillons de sperme que nous avons récolté, sont comparables à celles obtenues par LEGENDRE (21).

Nos résultats montrent qu'à J₁, le lot témoin présente des concentrations en spermatozoïdes très supérieures à celles des autres lots. On pourrait en déduire que l'induction de la spermatogenèse par les extraits hypophysaires et l'HCG entraînerait une baisse de concentration en spermatozoïdes, comme l'indiquent d'autres auteurs tels que KOUASSI (21) ou LEGENDRE (21).

Par contre, à J₁₅ et à J₃₀, il n'y a pas de différence significative entre lots traités d'une part et entre lots traités et lots témoins d'autre part. En d'autres termes, la concentration en spermatozoïdes du sperme des poissons témoins, a baissé avec le temps. Le résultat à J₃₀ peut être la conséquence de la sous alimentation qui a précédé l'induction de la spermiation.

De même que pour le volume de sperme, la concentration en spermatozoïdes ne présente pas de variation selon la durée de conservation des hypophyses. Cela laisserait supposer que même au-delà d'un certain délai de conservation, les hypophyses gardent toutes leur propriétés en ce qui concerne leur action sur ces deux paramètres. L'analyse de l'évolution de la concentration des hypophyses en gonadotropines en fonction de la durée de conservation permettrait d'étayer cette hypothèse. En effet, ce sont ces hormones qui, libérées par l'hypophyse, vont agir sur les testicules et induire la spermiation (17).

Aucune corrélation n'a été établie entre la concentration en spermatozoïdes et le volume de sperme, contrairement aux travaux de KOUASSI (21) et de LEGENDRE (21) qui mentionnent une baisse de la densité du sperme en cas d'augmentation du volume. OTEME (40) trouve que l'induction de la spermiation entraîne une augmentation du volume de sperme associée à une baisse de sa concentration. Les différences observées entre nos résultats et ceux de ces auteurs peuvent être liées aux variations individuelles très importantes constatées au cours de nos essais.

III.2.6. Durée de motilité des spermatozoïdes

Nos résultats montrent que la durée de motilité des spermatozoïdes de *Heterobranchus longifilis* se situe en moyenne entre 47 et 58 s. Cette moyenne est relativement plus faible que celle déterminée par OTEME et al. (40) qui est de l'ordre de 60-70 s ; ces auteurs ont travaillé sur des poissons plus âgés (3-5 ans) descendants directs d'une lignée sauvage provenant de la lagune Ebrié et élevés à la

station de Layo. Par ailleurs, leurs poissons n'ont subi aucun traitement et le sperme a été prélevé en avril, puis en juin afin de mettre en évidence d'éventuelles variations saisonnières.

Les meilleurs résultats de durée de motilité des spermatozoïdes à J₁ ont été obtenus avec les témoins. Cela laisserait supposer que l'induction hormonale de la spermiation aurait une influence négative sur la motilité des spermatozoïdes.

Mais, l'analyse des résultats à J₁₅ et J₃₀ révèle d'une part que la durée de motilité des spermatozoïdes prélevés chez les animaux traités a augmenté et d'autre part, qu'il n'y a pas de différence significative entre les différents lots.

La durée de motilité des spermatozoïdes plus élevée à J₁ chez le lot témoin par rapport aux lots traités, pourrait s'expliquer par la promptitude avec laquelle l'évaluation de ce paramètre a été faite chez les témoins. En effet, la motilité des spermatozoïdes, une fois activés, s'altère avec le temps (17).

III.2.7. Taux d'éclosion

Concernant le taux d'éclosion, nous avons obtenus de très faibles valeurs au cours de la première reproduction (à J₁), comparées à J₁₅ et J₃₀. Diverses causes peuvent être à l'origine de ce résultat comme par exemple, la qualité des ovules, la qualité du sperme, ou le non respect du temps de latence qui a été légèrement dépassé. En effet, un prélèvement trop tardif des ovules pourrait aboutir à l'obtention d'ovules surmatures dont la qualité décroît rapidement avec comme conséquence, un faible taux d'éclosion. Cette éventualité est corroborée par les travaux de LEGENDRE et OTEME (29) qui ont démontré qu'un stripping 2 h après la fin de l'ovulation chez les femelles de silure traitées à l'HCG, les pourcentages d'éclosion chutent fortement (de 92 à 29 %). Selon GILLES et al. (14), ce temps de latence est également fonction de la température de l'eau. Le faible taux d'éclosion que nous avons enregistré peut par conséquent être lié à la température de l'eau dans laquelle baignent les femelles. En effet, une eau de stockage des femelles à température élevée pourrait réduire le temps de latence et inversement. Or, nos femelles ont été soumises à des températures moyennes de 28 °C, ce qui entraîne une augmentation du temps de latence comparativement au temps de latence optimal : 12h à 29°C (35) contre 13,5 h à 28°C (14).

Les faibles valeurs obtenues à J₁ peuvent aussi être la conséquence des variations de la température des œufs au cours de l'incubation. L'optimum thermique pour lequel les pourcentages d'éclosion sont les plus élevés se situe entre 29 et 30°C (30). En dehors de cet intervalle, on constate une baisse du taux d'éclosion ; par exemple, LEGENDRE et al. (30) n'ont obtenu aucune éclosion en dessous de 21 °C et au delà de 29°C avec des femelles de silures traitées à l'HCG. Or, nos œufs ont pu être soumis à des variations de température pendant la nuit du fait qu'une erreur a été occasionnée au moment de la mise en place du circuit fermé. En effet, les œufs ont été directement mis en contact avec l'eau de l'alimentation publique, ce qui fait que l'incubation s'est plutôt faite en circuit ouvert qui ne permet pas de maîtriser les paramètres physico-chimiques de l'eau

d'incubation. Par ailleurs, l'eau du robinet s'enrichit dans les auges d'incubation en chlore, ce qui peut avoir une influence négative sur l'éclosion.

La comparaison des taux d'éclosion à J_1 montre que les meilleurs résultats sont obtenus avec les lots induits avec les extraits hypophysaires secs.

Cela peut être dû au fait que, étant le dernier lot chez lequel le sperme a été prélevé, la fécondation s'est faite le plus promptement. En effet, contrairement aux autres lots, il n'y a pas eu de délai entre l'extraction du sperme et la fécondation, ce qui fait que le sperme n'a pas dû subir d'altérations. Cela s'est vérifié avec les deux autres reproductions (J_{15} et J_{30}) où c'est le dernier lot traité, c'est à dire celui ayant reçu l'HCG qui a donné les meilleurs résultats.

Les taux d'éclosion présentent de grandes variations inter-lots et intra-lots (écarts-types importants). Pour le second cas, cela est certainement lié au fait que le sperme et les ovules utilisés pour la fécondation sont constitués de pools de spermatozoïdes et d'ovules de plusieurs individus, ce qui rend difficile la corrélation entre les individus et le taux d'éclosion.

Nous avons observé que plus les durées de conservation des hypophyses sont longues, qu'elles soient sèches ou congelées, plus les taux d'éclosion sont meilleurs. Dans le cas du lot HS, cela pourrait s'expliquer par le fait que plus la durée de conservation se prolonge, plus les restes d'acétone persistant dans les hypophyses disparaissent, les laissant de plus en plus pures, ce qui leur permet d'avoir une meilleure action sur les gonades. Toutefois, cela n'a pu être vérifié pour les autres paramètres (volume, concentration, motilité).

Le taux d'éclosion ne présente aucune relation avec le volume, la concentration et la motilité du sperme. En d'autres termes, ces trois paramètres n'ont pas d'influence sur le taux d'éclosion et donc sur la fécondation, ce qui paraît quelque peu étonnant étant donné que la durée de motilité des spermatozoïdes interfère directement avec la fécondation. En effet, plus cette durée est longue, plus le taux de fécondation est élevé. De même plus le nombre de spermatozoïdes est élevé et le volume est important, meilleure sera la répartition des spermatozoïdes sur les ovules et donc, meilleures seront les chances de fécondation.

A J_{15} et J_{30} , c'est le lot HCG qui a donné les meilleurs taux d'éclosion. Dans ce cas, il serait donc préférable d'induire la spermiation avec cette hormone d'autant plus qu'elle permet d'éviter le sacrifice des mâles nécessaire à l'extraction de l'hypophyse.

**CONCLUSION GENERALE
ET
RECOMMANDATIONS**

En Côte d'Ivoire, l'aquaculture, malgré son faible niveau de production actuelle (1 % de la production nationale) est un secteur d'avenir qui, à long terme, pourrait aider à couvrir la demande de la population ivoirienne en production halieutique, principalement en poisson.

C'est ainsi que le Gouvernement ivoirien a mis en place un important programme de développement de l'aquaculture dans le but d'assurer la vulgarisation de l'élevage de certaines espèces de poissons dont le silure *Heterobranchus longifilis*. Le choix s'est porté sur cette espèce car elle a la production la plus rentable du fait de son fort potentiel de croissance et de ses capacités d'adaptation dans les milieux les plus difficiles.

Toutefois, si l'élevage du silure est maîtrisé dans sa totalité, c'est-à-dire depuis la reproduction artificielle jusqu'au grossissement, des efforts restent encore à faire, notamment dans le domaine de la reproduction permettant l'obtention d'alevins. En effet, cette reproduction doit encore faire face à certaines contraintes au rang desquelles figure la difficulté à prévoir le nombre de reproducteurs mâles nécessaires à une reproduction. Cette contrainte rend ardue l'extrapolation des coûts de production des larves et donc des alevins de silure.

Chez *Heterobranchus longifilis*, la technique de reproduction artificielle consiste à induire l'ovulation des femelles par injection d'HCG (Human Chorionic Gonadotropin) hormone gonadotrope chorionique d'origine humaine et à assurer la fécondation des ovocytes obtenus avec le sperme des mâles. Ce sperme est généralement obtenu par dissection et pression des testicules, ce qui nécessite le sacrifice des mâles.

La quantité de semence nécessaire à une fécondation est généralement importante. Or chez le silure, la quantité de sperme intratesticulaire est très faible, parfois totalement inexistante, d'où la nécessité de sacrifier un grand nombre de mâles afin d'avoir un volume suffisant de sperme.

Notre étude trouve sa justification dans le fait qu'elle doit nous permettre de trouver une solution aux contraintes liées à la reproduction des silures :

- la prévision difficile du nombre de mâles à utiliser pour la reproduction, ne permettant pas d'établir les coûts de production des alevins;
- le sacrifice d'un nombre important de mâles à chaque reproduction pour des résultats parfois dérisoires.

Pour toutes ces raisons, nous avons cherché :

- à induire la production du sperme par injection d'HCG et d'extraits hypophysaires aux mâles ;
- à étudier les différentes techniques de conservation d'hypophyses ;
- à étudier leur influence sur l'induction de la spermiogenèse.

Les objectifs spécifiques de cette étude ont été :

- l'évaluation de l'effet de l'induction de la spermiation par l'HCG et différents extraits hypophysaires sur la qualité du sperme (volume de sperme, concentration en spermatozoïdes et leur motilité) ;
- la comparaison des taux d'éclosion des œufs issus de la fécondation avec le sperme induit par l'HCG et différents extraits hypophysaires.

Dans cette étude, nous avons utilisés 200 silures adultes du genre *Heterobranchus longifilis* dont :

- 75 mâles pour l'induction de la spermiogenèse ;
- 9 femelles pour la reproduction ;
- 116 mâles pour l'extraction de l'hypophyse.

Plusieurs lots d'hypophyses ont été constitués selon le mode de traitement et la durée de conservation :

- un lot séché à l'acétone et conservé pendant 1, 15 et 30 jours;
- un lot gardé au congélateur à - 20 °C pendant 1, 15 et 30 jours;
- un lot frais prélevé et injecté immédiatement aux géniteurs.

Les mâles utilisés pour l'induction de la spermiation ont été répartis en 5 lots de 5 recevant respectivement :

- des extraits d'hypophyse fraîche (HF) ;
- des extraits d'hypophyse préalablement congelée à -20 °C (HC) ;
- des extraits d'hypophyse séchée à l'acétone (HS) ;
- des extraits d'HCG (HCG) ;
- 1 ml de liquide physiologique dans le cas du lot témoin (T).

Les spermatozoïdes ont été prélevés par incision des testicules. Les ovules prélevés par massage abdominal des femelles traitées au préalable par l'HCG, ont été fécondés par étalage du sperme sur les ovules.

Les résultats obtenus ont montré que globalement, l'induction de la spermiation chez le silure par des extraits hypophysaires ou par l'HCG n'a aucun effet sur la qualité du sperme. Par contre, on observe une nette amélioration du taux d'éclosion avec le lot HS à J₁ et le lot HCG à J₁₅ et J₃₀. Cependant, dans les deux cas, aucune corrélation n'a pu être établie entre le taux d'éclosion et la qualité du sperme. Par conséquent, il nous paraît opportun que d'autres recherches soient entreprises pour cerner la reproduction artificielle chez le silure.

Une des possibilités serait d'augmenter les doses d'extraits hypophysaires et d'apprécier leurs effets sur la spermiation. Cependant, l'inconvénient de ce procédé est que pour avoir de plus grandes quantités d'hypophyse, il faudrait sacrifier plus de poissons. Or, notre objectif est au contraire d'en sacrifier le moins possible.

Pour avoir de plus grandes quantités d'extraits hypophysaires avec un nombre réduit de mâles il faudrait essayer d'établir la corrélation entre la masse d'hypophyse et la masse corporelle du poisson ou entre la masse d'hypophyse et

l'âge des poissons. Ainsi, il serait possible de savoir à quel âge et à quel poids du silure, les hypophyses les plus grosses peuvent être obtenues.

Il serait également intéressant de voir dans quelle mesure les hypophyses d'autres espèces de poissons beaucoup plus disponibles peuvent être utilisées. Ainsi pourraient être sacrifiés des poissons du genre *Heterotis* qui est un poisson de grande taille ou du genre *Oreochromis* dont l'approvisionnement est relativement facile.

Par ailleurs, l'HCG qui est généralement utilisée pour l'induction des femelles est une hormone d'origine humaine, ce qui pourrait poser un problème d'éthique. Il serait possible de la remplacer avec des extraits hypophysaires provenant d'autres femelles sur la base d'une étude de leurs effets sur la fécondité des femelles et sur la qualité des œufs.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- 1) ARRIGNON, J., 1993. Aménagement piscicole des eaux douces.- 4^{ème} éd.- Paris : Technique et Documentation Lavoisier.- 347 p.
- 2) AVIT, J-B. et LUQUET, P., 1995. Consommation volontaire d'aliments en situation d'alternance de lumière et d'obscurité chez *Heterobranchus longifilis*. Aquat. Living Resour., 8: 385-387
- 3) BILLARD, R., 1986. Spermatogenesis and spermatology of some Teleost fish species. Reprod. Nutr. Dévelop., 26 (4) : 877-920.
- 4) BILLARD, R.; LEGENDRE, M. et LINHART, O., 1994. Spawning and management of gametes and eggs in the siluriformes. In : Atelier International Sur Les Bases Biologiques de l'Aquaculture des Siluriformes, Montpellier (France), 24-27 mai 1994 : Résumés.
- 5) CISSE, A., 1995. Nutrition et alimentation des poissons. Programme de formation : module 1.- Abidjan : Centre de Recherches Océanologiques.- 24 p.
- 6) CISSE, A. ; OTEME, Z. J. et AVIT, J-B., 1996. Gestion technique d'une ferme piscicole. Programme de formation : module 2.- Abidjan : Centre de Recherches Océanologiques.- 31 p.
- 7) DAGET, J. et DURAND, J.R., 1981. Poissons. (687-771) In : Flore et faune aquatiques de l'Afrique sahélo-soudanienne.- Paris : ORSTOM.- Tome II.- (Collection Initiations-Documentations Techniques ; 45).
- 8) CÔTE D'IVOIRE. Ministère de l'Agriculture et des Productions Animales. Direction des Productions Halieutiques, 1997. Programme d'Appui Institutionnel au Secteur Aquaculture et Pêches, document de travail.- Abidjan : DPH.- 75 p.
- 9) CÔTE D'IVOIRE. Ministère de l'Agriculture et des Productions Animales. Direction des Productions Halieutiques, 2000. Annuaire des Statistiques de l'Aquaculture et des Pêches-Année 2000.-Abidjan : DPH.- 110 p.
- 10) CÔTE D'IVOIRE. Ministère de l'Agriculture et des Productions Animales. Direction des Productions Halieutiques, 2001. Bilan diagnostic des productions halieutiques, document de travail.- Abidjan : DPH.- 10 p.

11) **CÔTE D'IVOIRE. Ministère de l'Agriculture et des Productions Animales. Direction des Productions Halieutiques** 2002. Projets de développement de l'Aquaculture en Côte d'Ivoire, année 2002, document de travail.- Abidjan : DPH.- 51 p.

12) **FAO**, 1986. Production massive d'œufs et de post-larves. La carpe commune, première partie.- Rome (Italie) : FAO. 83 p.

13) **FREUND, F.; HÖRSTGEN-SCHWARK, G. et HOLTZ, W.**,1995. Seasonality of the reproductive cycle of female *Heterobranchus longifilis* in tropical pond culture. *Aquat. Living Resour.*, 8: 297-302.

14) **GILLES, S. ; DUGUE, R. et SLEMBROUCK, J.**, 2001. Manuel de production d'alevins du silure Africain *Heterobranchus longifilis*.- Paris : IRD.- 128p.- (Le Technicien d'Agriculture tropicale).

15) **HACHETTE**, 1993.- Grand Dictionnaire Hachette encyclopédique Illustré.

16) **HEM S et al.**, 1994. L'Aquaculture lagunaire. (455-499). In : Environnement et ressources aquatiques de Côte d'Ivoire.- Paris :ORSTOM.- Tome II.

17) **JAMES, G. et CUNNINGHAM, I.**, 1997. Textbook of veterinary physiology.- 2^{ième} éd.- Philadelphie: W.B. Saunders Company.- 644 p.

18) **KERDCHUEN, N.**, 1992. L'Alimentation artificielle d'un silure africain *Heterobranchus longifilis*: incidence du mode d'alimentation et premières estimations des besoins nutritionnels. Thèse de Doctorat : Biologie animale : Université Paris VI.

19) **KERDCHUEN, N. ; LEGENDRE, M.**, 1991. Influence de la fréquence et de la période de nourrissage sur la croissance et l'efficacité alimentaire d'un silure africain *Heterobranchus longifilis* (Teleostei, Clariidae). *Aquat. Living Resour.*, 4: 241-248.

20) **KOFFI, C.**, 1988. Aspect économique de la production piscicole en étangs : l'expérience de la pisciculture rurale au centre ouest et au centre de la Côte d'Ivoire. Compte rendu d'un atelier tenu à Bouaké, Côte d'Ivoire. Centre de Recherche Pour le Développement International, 14-17 novembre 1988 : 49-51.

- 21) KOUASSI, K. C., 1993. Stimulation de la spermiation chez le silure africain *Heterobranchus longifilis* (Clariidae). Mémoire DEA : Ecologie Tropicale : Université d'Abidjan (Côte d'Ivoire).
- 22) LEGENDRE, M., 1983. Examen préliminaire des potentialités d'un silure africain *Heterobranchus longifilis* (Valenciennes, 1840) pour l'aquaculture en milieu lagunaire. Document Scientifique du Centre de Recherches Océanologiques, Abidjan, 14 (2): 97-107.
- 23) LEGENDRE, M., 1986. Seasonal changes in sexual maturity and fecundity, and HCG-induced breeding of the catfish, *Heterobranchus longifilis* val. (Clariidae), reared in Ebrié Lagoon (Ivory Coast). *Aquaculture*, 55 (3): 201-213.
- 24) LEGENDRE, M., 1987. Recherches sur *Heterobranchus longifilis* (Clariidae). (71-90). In: Recherches en aquaculture sur les principales espèces de poissons lagunaires en Côte d'Ivoire. Années 1984-1985-1986.- Paris : ORSTOM.
- 25) LEGENDRE, M., 1988. Bilan des premiers essais d'élevage d'un silure africain *Heterobranchus longifilis* (Clariidae), en milieu lagunaire (Lagune Ebrié, Côte d'Ivoire). (211-232). In : Compte rendu d'un atelier tenu à Bouaké, Côte d'Ivoire. Centre de Recherche Pour le Développement International, 14-17 novembre 1988.
- 26) LEGENDRE, M., 1991. Potentialités aquacoles des Cichlidae (*Sarotherodon melanotheron*, *Tilapia guineensis*) et Clariidae (*Heterobranchus longifilis*) autochtones des lagunes ivoiriennes. Thèse de Doctorat : Evolution et Ecologie. Spécialité : Physiologie et Biologie des Organismes et des Populations : Université de Montpellier II (France).
- 27) LEGENDRE, M. *et al.*, 1995. Larval rearing of an African catfish, *Heterobranchus longifilis* (Teleostei, Clariidae): effect of dietary lipids on growth, survival and fatty acid composition of fry. *Aquat. Living Resour.*, 8: 355-363.
- 28) LEGENDRE, M. *et* BILLARD, R., 1980. Cryoconservation of rainbow trout sperm by deep-freezing. *Reprod. Nutr. Develop.*, 20 (6):1859-1868.
- 29) LEGENDRE, M. *et* OTEME, Z. J., 1995. Effect of varying latency period on the quantity and quality of ova after hCG-induced ovulation in the African catfish, *Heterobranchus longifilis* (Teleostei, Clariidae). *Aquat. Living Resour.*, 8: 309-316.

- 30) LEGENDRE, M. et TEUGELS, G. G., 1991. Développement et tolérance à la température des œufs de *Heterobranchus longifilis*, et comparaison des développements larvaires de *Heterobranchus longifilis* et de *Clarias gariepinus* (*Teleostei, Clariidae*). *Aquatic living resour.*, 4: 227-240.
- 31) LUQUET, P. ; OTEME, Z. J. et CISSE, A., 1995. Mise en évidence et valorisation de la croissance compensatrice chez *Heterobranchus longifilis*. *Aquat. Living Resour.*, 8: 389-394.
- 32) LUQUET, P., OTEME, Z. J., METONGO, S. B., 1993. Elevage du silure *Heterobranchus longifilis* val., en bassins sans renouvellement d'eau : effets de l'évolution de quelques paramètres chimiques de l'eau sur la croissance et la survie. *Journal Ivoirien d'océanologie et de limnologie*, 2 (2), Décembre 1993: 43-53.
- 33) MAISSE G.; BILLARD R. ; ANDRE F. ; COSSON J. et LE GAC F., 1995. Amélioration de la motilité des spermatozoïdes testiculaires de néomâles de truite commune (*Salmo trutta*) au début de la période de reproduction. *Aquat. Living Resour.*, 8: 191-194.
- 34) MASSABUAU, J-C. et FORGUE, J., 1995. Les Capacités d'adaptation du silure glane en hypoxie : un cas exemplaire d'homéostasie du milieu intérieur. *Aquat. Living Resour.*, 8: 423-430.
- 35) MICHA, J. C., 1973. Etude des populations piscicoles de l'Oubangui et tentatives de sélection et d'adaptation de quelques espèces à l'étang de pisciculture. Paris : CTFT.-110 p.
- 36) NAGAHAMA, Y., 1983. The functional morphology of Teleost Gonads. *In: Fish Physiology*, IX (Part A): 223-275.
- 37) NUÑEZ RODRIGUEZ, J.; OTÉMÉ, Z. J. et HEM, S., 1995. Comparative study of vitellogenesis of two African catfish species *Chrysichthys nigrodigitatus* (Clariidae) and *Heterobranchus longifilis* (Clariidae). *Aquat. Living Resour.*, 8: 291-296.
- 38) NUÑEZ RODRIGUEZ, J, HEM, S., 1994. Induction de la maturation ovocytaire et de la ponte en Aquaculture. (34-38) *In: Biodiversité et Aquaculture en Afrique*, Atelier, Abidjan, 21/25 novembre 1994.
- 39) OTEME, Z. J., 1994. L'Aquaculture du silure *Heterobranchus longifilis* Valenciennes, 1840, en Côte d'Ivoire : bilan et perspectives. (5-11) *In: Biodiversité et Aquaculture en Afrique*, Atelier, Abidjan, 21/25 novembre 1994.

- 40) OTEME, Z. J., 1999. Rapport d'activités du Centre de Recherche Océanographique de 1984 à 1999.
- 41) OTEME, Z. J. ; NUÑEZ RODRIGUEZ, J. ; KOUASSI, C. K. ; HEM, S. et AGNESE, J-F., 1996. Testicular structure, spermatogenesis and sperm cryoconservation in the African Clariid catfish *Heterobranchus longifilis* (Valenciennes, 1840). *Aquaculture research*, 27: 805-813.
- 42) OTEME, Z. J. ; HEM, S. et LEGENDRE, M., 1996. Nouvelles espèces de poissons-chats pour le développement de la pisciculture africaine. *Aquat. Living Resour.*, 9 (Numéro Hors série): 207-217.
- 43) OTEME, Z. J. ; LUQUET, P. et CISSE, A., 1997. Reproduction artificielle, élevage larvaire et alevinage du silure *Heterobranchus longifilis* – Technologie des aliments. Programme de formation : module 3.-Abidjan : Centre de Recherches Océanologiques.- 58 p.
- 44) SANCHEZ-RODRIGUEZ et BILLARD M., 1977. Conservation de la motilité et du pouvoir fécondant du sperme de truite arc en ciel maintenu à des températures voisines de 0°C. *Bull. Franç. Pisc.*, 265 :143-152.
- 45) SLEMBROUCK, J. et LEGENDRE, M., 1988. Aspects techniques de la reproduction contrôlée de *Heterobranchus longifilis* (Clariidae). Abidjan : Centre de Recherche Océanologiques.- 19p.
- 46) SOLTNER, D., 1989. La Reproduction des animaux d'élevage (bovins, chevaux, ovins, caprins, porcins, volailles, poissons) : Zootechnie générale.- Abidjan : INRA.- tome I.- 215 p.
- 47) SUQUET, M. ; BILLARD, R. ; COSSON, J. ; DORANGE, G. ; CHAUVAUD, L. ; MUGNIER, C. et FAUVEL C., 1994. Sperm features in turbot (*Scophthalmus maximus*): a comparison with other freshwater and marine fish species. *Aquat. Living Resour.*, 7 : 283-294.
- 48) TEUGELS, G. G. ; DENAYER, B. et LEGENDRE, M., 1990. A systematic revision of the african catfish genus *Heterobranchus longifilis* Geoffroy Saint-Hilaire, 1809 (Pisces: Clariidae). *Zool. J. Linn. Soc.*, 98: 237-257.
- 49) TRAORE, K., 1988. Potentialités piscicoles des écosystèmes fluvio-lacustres de la Côte d'Ivoire. (38-41) In : Recherches sur les systèmes aquacoles en Afrique. Compte rendu d'un atelier tenu à Bouaké, Côte d'Ivoire. Centre de Recherche Pour le Développement. International, 14-17 novembre 1988.

50) VALLOD, D., 1987. Le Silure (*Silurus glanis*, L.). Publication de l'association pour le développement de l'aquaculture et de la pêche, Rhone-Alpes (France), 16.- 97 p.

51) VIVEEN, W. J. A. R. ; RICHTER, C. J. J. ; VAN OORDT P. G. W. J.; JANSSEN, J. A. L. et HUISMAN, E. A., 1985. Manuel pratique de pisciculture du poisson chat africain (*Clarias gariepinus*). Pays-Bas : Ministère de la Coopération au Développement, Section Recherche et Technologie.- 92 p. + annexes.

52) WOYNAROVICH, E. et HORVATH, L., 1980. The artificial propagation of warm-water finfishes. A manual for extension. Rome: FAO.-183 p.- (Fisheries Technical paper; 101).

SERMENT DES VÉTÉRINAIRES DIPLOMÉS DE DAKAR

« Fidèlement attaché aux directives de Claude Bourgelat, fondateur de l'Enseignement Vétérinaire dans le monde, je promets et je jure devant mes Maîtres et mes Cînés :

- ❖ d'avoir en tous moments et en tous lieux le souci de la dignité et de l'honneur de la profession vétérinaire ;
- ❖ d'observer en toutes circonstances les principes de correction et de droiture fixés par le code de déontologie de mon pays ;
- ❖ de prouver par ma conduite, ma conviction, que la fortune consiste moins dans le bien que l'on a, que dans celui que l'on peut faire ;
- ❖ de ne point mettre à trop haut prix le savoir que je dois à la générosité de ma patrie et à la sollicitude de tous ceux qui m'ont permis de réaliser ma vocation.

Que toute confiance me soit retirée s'il advenne que je me parjure. »

**CONTRIBUTION A UNE AMELIORATION DE LA
PRODUCTIVITE DU SILURE *HETEROBRANCHUS LONGIFILIS*
EN CÔTE D'IVOIRE PAR INDUCTION HORMONALE DE LA
SPERMIATION**

RESUME

En Côte d'Ivoire, le poisson représente la principale source de protéines animales de la population. La couverture de ses besoins en produits halieutiques est assurée en majorité par la pêche. Cependant, compte tenu des nombreuses difficultés rencontrées par ce secteur, le Gouvernement ivoirien se tourne de plus en plus vers une politique basée sur le développement de l'aquaculture. Ainsi, il a mis en place un vaste programme de développement visant à assurer la vulgarisation de certaines espèces de poissons dont le silure *Heterobranchus longifilis*. En effet, cette espèce présente de nombreuses potentialités telles que sa robustesse, ses grandes performances de croissance, son aptitude à survivre dans des conditions d'hypoxie, son régime alimentaire omnivore.

Toutefois, cette espèce ne se reproduisant pas de façon spontanée en élevage, une maîtrise de ses techniques de reproduction est essentielle. C'est dans ce contexte que s'est effectuée notre étude. Elle consiste à observer l'effet de l'induction de la spermiation par des extraits hypophysaires ayant fait l'objet de différents modes de conservation.

Ainsi cinq lots de cinq poissons chacun, originaires de la même cohorte, ont été induits respectivement avec les composés suivant : l'HCG, de l'hypophyse fraîche et des hypophysés séchées et congelées ayant subi différentes durées de conservation (0, 15 et 30 jours). Le témoin n'a reçu que du sérum physiologique. La qualité du sperme a ensuite été évaluée (motilité, concentration) et trois reproductions ont été effectuées respectivement à J₀, J₁₅, J₃₀. Les résultats obtenus indiquent que ces produits, de même que leur durée de conservation n'ont aucun effet sur la qualité du sperme. Par contre, le sperme obtenu avec les extraits d'hypophyse séchée et conservée pendant 1 jour, améliore nettement le taux d'éclosion ; il en est de même pour l'HCG à J₁₅ et J₃₀.

Mots clés : Silure - Spermiation - Extraits hypophysaires

Adresse : Myriam KOUA

04 BP 601 Abidjan 04

E-mail : myriamkoua@hotmail.com