



DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE

**MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES**

Présenté par

**FATHOUN Bachir**

Pour l'obtention du diplôme de

**MASTER EN HYDROBIOLOGIE MARINE ET  
CONTINENTALE**

**Spécialité : Ressources Halieutique**

**THÈME**

**Essais de reproduction contrôlée et semi contrôlée  
chez la carpe chinoise (*hypophthalmichthys molitrix*)  
et le sandre (*Stizostedion lucioperca*) au centre de  
pêche du Barrage Babar de Khenchela.**

Soutenu le 13/09/2021

DEVANT LE JURY

Président	Belbachir Nor-eddine	MCA	U. Mostaganem
Encadreur	Bachir Bouiadjra Benabdellah	PROFESSEUR	U. Mostaganem
Examineur	Bekada Djamel Eddine	MCA	U. Mostaganem



---

## REMERCIEMENT



Avant tout louange à dieu le tout puissant pour nous avoir donné le courage, la volonté et la patience pour terminer ce travail.

Mes vifs remerciements et ma profonde gratitude s'adresse à mon promoteur Pr. BOUIADJRA Bachir qui a accepté de m'encadrer. Je le remercie infiniment pour son aide, ses orientations, sa patience et sa correction sérieuse de ce travail.

Nous souhaitons exprimer notre gratitude à Monsieur BELBACHIR NOREDDINE pour l'intérêt qu'il a porté à notre recherche en acceptant de présider le jury de notre soutenance et de l'enrichir par leur proposition.

Pour l'honneur qu'il nous a fait d'assurer la lecture et l'évaluation de ce travail, nous voudrions remercier l'examineur de notre mémoire, Monsieur BEKADA DJAMEL EDDINE .



Au terme de ce travail, nous tenons à remercier chaleureusement Monsieur BERKANE DJEMAI , directeur de centre de pêche Babar Khenchela pour nous avoir donné l'opportunité de réaliser cette expérience en mettant à notre disposition tout le matériel nécessaire. Nous lui sommes reconnaissante des perspectives qu'il nous a offertes.

Nos remerciements s'adressent particulièrement toute l'équipe de centre en particulier ; BEN ARFA HAMDI pour l'aide dans la mise au point de la pratique et la réalisation des traitements de données.

Nous associons à ses remerciements l'ensemble des enseignants de la filière Ressource Halieutique , Université Ibn Badis Mostaganem .

Nous remercions tous nos collègues de la deuxième année Master ressources halieutique , qui ont achevé leurs mémoires de fin d'études sans oublier tous ceux qui ont contribué directement ou indirectement à l'aboutissement de ce travail.

Nous ne pourrions terminer sans exprimer nos profondes reconnaissances à ceux qui se sont montrés toujours disponibles pour nos familles, surtout nos parents, nos sœurs et frères lorsque nous en avons vraiment besoin. Ils se reconnaîtront certainement et nous leur adresse en cette occasion nos sincères remerciements.



---



# *Dédicaces*

*A mes très chers parents, source de vie,  
d'amour et d'affection*

*Mon père, que Dieu lui fasse miséricorde*

*A ma femme source de vie d'amour*

*A mes chers frères et leurs enfants,  
source de joie et de bonheur*

*A toute ma famille, source d'espoir et de motivation*

*A tous mes amis, tout particulièrement zaim  
chère amie avant d'être binôme*

*A vous cher lecteur*

*FATHOUNE bachir*

## Résumé

La présente étude a pour objectif la reproduction contrôlée et semi contrôlé en captivité des espèces de poisson il s'agissent du carpe argenté *Hypophthalmichthys molitrix* sandre *Stizostedion Lucioperça* au niveau de centre de pêche continentale Babar w. Khenchela .La pêche et la sélection des géniteurs ont été effectuées au niveau du barrage de Hammam Debagh et retenu colinaire Ain Abassa Sétif, qui a connu, à titre d'information, plusieurs opérations d'empeusement ces dernières années. Les géniteurs sont transportés dans les meilleures conditions dans des viviers remplies d'eau bien propre et oxygénée.

Arrivés à le centre, les géniteurs sont placés dans des bassins de petites dimensions, puis on injecte un produit anesthésique au males et femelles également pour les empêcher de bouger au moment de la manipulation. En suite les poissons sont pesés afin de pouvoir calculer avec précision la dose d'hormone qui doit être injectée selon le protocole de travail adopté.

L'injection d'hormone impliquant tout les géniteurs, la HCG, hypophyse, ovaprime et l'Ovopel hormone masculine. L'effet d'hormones a donné de très bonne résultat.

Un suivi quotidien du développement des oueds qui ont été pondu en dehors du nid, a été assuré par les techniciens et les chargés de recherche de centre , toutes les étapes de l'éclosion ont été photographiées jusqu'au stade alevin.

Les alevins mesurés et pesés, sont mentionnés sous forme d'un tableau pour en fin les données obtenus seront traités scientifiquement.

**Mots clés :** carpe argenté *Hypophthalmichthys molitrix*, sandre *Stizostedion Lucioperça*, centre de pêche continentale Babar w. Khenchela, reproduction contrôlée et semi contrôlé, HCG, hypophyse, ovaprime et l'Ovopel

## Abstract

The objective of the present study is the controlled and semi-controlled reproduction in captivity of the species of fish it is about the silver carp *Hypophthalmichthys molitrix* pike perch *Stizostedion Lucioperça* at the level of the continental fishing center Babar w. Khenchela. The fishing and the selection of broodstock were carried out at the Hammam Debagh dam and held in the colinaire Ain Abassa Sétif, which has known, for information, several stocking operations in recent years. The broodstock are transported in the best conditions in tanks filled with very clean and oxygenated water.

Arrived at the center, the parents are placed in small tanks, then an anesthetic product is injected into the males and females also to prevent them from moving during handling. The fish are then weighed in order to be able to calculate with precision the dose of hormone which must be injected according to the adopted working protocol.

The hormone injection involving all the progenitors, the HCG, pituitary, ovaprime and the male hormone Ovopel. The effect of hormones gave very good result.

Daily monitoring of the development of the wadis that were laid outside the nest was carried out by the technicians and research officers of the center, all the stages of the hatching were photographed up to the fry stage.

The fry measured and weighed, are mentioned in the form of a table at the end of the data obtained will be treated scientifically.

**Keywords :** silver carp *Hypophthalmichthys molitrix*, pike-perch *Stizostedion Lucioperça*, inland fishing center Babar w. Khenchela, controlled and semi-controlled reproduction, HCG, pituitary, ovaprime and Ovopel

## المخلص

الهدف من هذه الدراسة هو التكاثر المتحكم فيه وشبه المتحكم به في الأسر لأنواع الأسماك التي تدور حول الكارب الفضي *Hypophthalmichthys molitrix* وسمك الصندر *Stizostedion Lucioperça* على مستوى مركز الصيد القاري بابار دبليو. خنشلة: تم إجراء عمليات الصيد واختيار قطعان التقريخ في سد حمام دباغ وُعقدت في كولينير عين عباسة سطيف ، والتي عرفت ، للعلم ، العديد من عمليات التخزين في السنوات الأخيرة. يتم نقل قطعان التقريخ في أحسن الظروف في خزانات مملوءة بمياه نظيفة جدا ومليئة بالأكسجين. عند الوصول إلى المركز ، يتم وضع الوالدين في خزانات صغيرة ، ثم يتم حقن مادة مخدرة للذكور والإناث أيضًا لمنعهم من الحركة أثناء المناولة. ثم يتم وزن الأسماك حتى تتمكن من حساب جرعة الهرمون التي يجب حقنها بدقة وفقًا لبروتوكول العمل المعتمد. يشمل حقن الهرمون جميع الأسلاف ، HCG ، الغدة النخامية ، ovaprime وهرمون الذكورة Ovopel. أعطى تأثير الهرمونات نتيجة جيدة جدا.

تم إجراء المراقبة اليومية لتطور الوديان التي أقيمت خارج العش من قبل الفنيين وموظفي البحث بالمركز ، وتم تصوير جميع مراحل الفقس حتى مرحلة اليرقات.

الزريعة المقاسة والوزن ، المذكورة في شكل جدول في نهاية البيانات التي تم الحصول عليها سيتم معالجتها علميا. **الكلمات المفتاحية:** المبروك الفضي *Hypophthalmichthys molitrix* ، سمك الصندر *Stizostedion Lucioperça* ، مركز الصيد الداخلي بابار دبليو. خنشلة ، تكاثر محكوم وشبه مضبوط ، قوات حرس السواحل الهايتية ، والغدة النخامية ، وبرابم البيض ، وأوفوبيل



# SOMMAIRE

# SOMMAIRE

Remerciements .....	i
Dédicace.....	ii
Résumé.....	iii
Abstract.....	iii
المخلص.....	iii
Sommaire .....	iv
Liste des figures.....	v
Liste des tableaux.....	x
Liste des abréviations .....	xii
Glossaire.....	xx
Introduction .....	1
Chapitre I : Généralité .....	4
I. Présentation des espèces.....	5
❖ Taxonomie.....	5
A. Sandre.....	5
B. Carpe Argentée.....	6
II. Critères de diagnose.....	6
II.1. Caractéristiques de la famille.....	6
A. Percidés.....	6
B. Cyprinidés.....	6
II.2 Critère des espèces.....	7
a) <i>Stizostedion Lucioperca</i> .....	7
b) <i>H.molitrix</i> .....	8
III. Eléments d'écobiologie.....	8
III.1. Biologie et écologie du sandre et de la carpe Argentée.....	8
III.2. Régime Alimentaire.....	9
III.3. Reproduction.....	10
A. Cycle sexuel.....	10
• Spermatogénèse.....	10
B. La spermiogénèse.....	11
C. Ovogenèse.....	11
D. Vitellogénèse.....	12
E. Maturation ovocytaire.....	12
• Ovulation.....	13

<b>F.</b>	<b>Facteurs influençant la reproduction.....</b>	<b>14</b>
F.1.	Température.....	14
F.2.	Photopériode.....	15
F.3.	La glande pinéale.....	15
F.4.	Qualité de l'eau.....	16
F.5.	Alimentation.....	16
F.6.	Facteurs sociaux et substrat de ponte.....	16
F.7.	Stress.....	16
<b>G.</b>	<b>Contrôle neuroendocrinien de la gamétogenèse.....</b>	<b>16</b>
G.1.	GnRH.....	16
G.2.	GTH.....	17
<b>H.</b>	<b>Stéroïdes gonadiques.....</b>	<b>17</b>
H.1.	Contrôle de la maturation ovocytaire et de l'ovulationL'Œstradiol (E2) .....	18
H.2.	Contrôle de la spermatogénèse et de la spermiation.....	18
IV.	La reproduction semi-naturelle.....	19
V.	La reproduction artificielle (Hypophysation) .....	19
V.1.	La méthode humide.....	20
V.2.	La méthode sèche.....	20
<b>CHAPITREII : Matériels et méthodes.....</b>		<b>21</b>
I.	Présentation de site (Ecloserie de BABAR) .....	22
II.	Matériel expérimental .....	23
III.	Reproduction contrôlée et semi-contrôlée.....	24
III.1.	Origine géniteurs.....	24
III.2.	Transport et stockage des géniteurs .....	24
IV.	Protocole expérimentale .....	25
IV.1.	Matériel utilisé .....	25
IV.2.	Reproduction .....	25
A.	Induction de ponte .....	25
B.	Conditionnement et préparation des géniteurs .....	26
C.	Induction des géniteurs .....	26
C.1.	<i>Stizostedion lucioperca</i> .....	28
C.2.	<i>H.molitrix</i> .....	29
D.	Fécondation .....	31
D.1.	<i>Stizostedion lucioperca</i> .....	31
D.2.	<i>H.molitrix</i> .....	32

➤ Prélèvement des ovules.....	32
➤ Prélèvement de la laitance.....	33
➤ Incubation et éclosion.....	34
➤ Elevage larvaire et alevinage.....	35
CHAPITRE III :Résultat et discussion .....	37
I. Sandre .....	38
II. Carpe argentée.....	38
III. Estimation de la production des ovules.....	39
III.1. Le sandre .....	39
III.2. Carpe argentée.....	39
IV. Conditions d'incubation .....	40
V. Traitement antifongique .....	41
VI. Estimation du taux de fécondation .....	41
VII. Développement embryonnaire .....	43
➤ Carpe argentée .....	44
VIII. Estimation du taux d'éclosion .....	45
IX. Elevage larvaire et alevinage .....	47
Conclusion .....	48
Références bibliographique .....	51
ANNEXE .....	62

## Liste des figures

N° figure	Titre	Page
01	Illustration des particularités morphologiques (A) ( <a href="http://www.fishbase.org">www.fishbase.org</a> , modifié) et le type de dent (B) ( <a href="http://www.blog-marais-poivin.fr">www.blog-marais-poivin.fr</a> du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> ).....	7
02	Morphologie de la carpe argentée.....	8
03	Etapas de la gamétogénès.....	14
04	Le contrôle endocrinien de la gamétogenèse chez les femelles des téléostéens ( <i>Yaron et Levavi-2011</i> ) .....	18
05	Situation géographique de l'écloserie de Khenchela.....	22
06	Différents bassins utilisés à l'écloserie.....	23
07	Bouteilles de Zoug et auges d'incubation.....	23
08	Transport des géniteurs du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe argenté (A : camion vivier ; B : désinfection des bassins par le sel).....	24
09	Préparation d'un bain anesthésiant pour l'entreposage des femelles et des mâles du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe argenté <i>H.molitrix</i> .....	26
10	Granulés d'hypophyse et HCG .....	27
11	Injection hormonale chez les mâles du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> entre le linge latéral et la nageoire dorsale.....	28
12	Bassin avec des nids en gazon artificiel.....	29
13	Injection hormonale des géniteurs <i>H. molitrix</i> .....	30
14	Nid artificiel du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> avant l'éclosion.....	32
15	Extraction des ovules chez <i>H. molitrix</i> .....	33
16	Extraction de la laitance chez <i>H. molitrix</i> .....	33
17	Insémination artificielle chez la carpe argentée.....	34
18	Première heure d'incubation des œufs du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> dans des bacs sous la loupe.....	34
19	Elevage et alimentation des larves.....	35
20	Préparations pour le transfert des larves.....	36
21	« Bouchon » chez deux femelles <i>H. molitrix</i> .....	39
22	Observation sous des œufs fécondés sous microscope optique d'un grossissement (X10) de <i>Stizostedio lucioperca</i> .....	42
23	Observation sous microscope optique d'un grossissement (X 10) et	43

	comptage des œufs fécondés.....	
24	Différents stades de développement embryonnaire du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (A Stade morula; B : blastule; C : gastrula; D : fermeture du blastopore; E : début différenciation des plastes embryonnaire; F : formation des premiers somites; G :stade de première mouvement; H : avant éclosion; I : Larve éclore).....	45
25	Différents stades de développement embryonnaire de la carpe argenté <i>H.molitrix</i> (A: Stade morula; B: blastule; C: gastrula; D: fermeture du blastopore; E: début différenciation des plastes embryonnaire; F:formation des premiers somites; G: stade de première mouvement; H:avant l'éclosion ; I : Larve éclore) .....	46
26	Cas de Cannibalisme chez le sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et lors de la résorption du sac vitellin.....	46
27	Œufs bloqués lors du 2ème essai de la carpe argenté <i>H.molitrix</i> .....	47
28	Larves de 10 jours de la carpe argenté <i>H.molitrix</i> .....	48

## Liste des tableaux

N° tableau	Titre	Page
01	Fécondité relative, diamètre et poids des ovules chez la carpe argentée ...	13
02	Le matériel nécessaire utilisé de notre expérience et leur utilisation .....	25
03	Paramètres physicochimiques influençant la reproduction du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe argenté <i>H.molitrix</i> (Kjellman et al., 2003; Pollet et al, 2004; Pascal et al, 2005; Kucharczyk et al, 2007) .....	25
04	Résume les modalités du traitement hormonal recommandées pour les géniteurs des deux espèces .....	27
05	Récapitulatif des doses hormonales injectées chez les femelles <i>H.molitrix</i> .....	30
06	Récapitulatif des doses hormonales injectées chez les mâles <i>H.molitrix</i> .....	31
07	Intervalle entre les injections et le stripping des femelles <i>H. molitrix</i> .....	32
08	Température optimale et durée d'incubation des œufs .....	36
09	Réponse à la stimulation hormonale chez les mâles <i>H. molitrix</i> .....	38
10	Réponse à la stimulation hormonale chez les femelles <i>H. molitrix</i> .....	38
11	Poids et nombre d'ovules produits chez la carpe argentée .....	40
12	Conditions d'incubation des œufs de la carpe argentée .....	41
13	Fécondité absolue et relative du sandre <i>Stizostedio lucioperca</i> selon nombre de fils dans chaque nid ( NF: nombre fils dans 5 cm <sup>2</sup> ; NO: nombre des œufs ; C: pourcentage de couverture des nids ; S: superficie des nids ; Fa: fécondité absolue ).....	42
14	Détermination des taux de fécondation chez la carpe argentée .....	43
15	Estimation des taux d'éclosion chez la carpe argentée .....	47

## Liste des Abréviations

- ❖ **FAO** : fisheries and aquaculture organization of the united nation .
- ❖ **CNRDPA** : centre national de recherche et de développement la pêche et l'aquaculture
- ❖ **m** : mètre
- ❖ **Km** : kilomètre
- ❖ **cm** : centimètre
- ❖ **mm** : millimètre
- ❖ **An** : ans
- ❖ **°C** : degré Celsius
- ❖ **Kg** : kilogramme
- ❖ **g** : gramme
- ❖ **l** : litre
- ❖ **ml** : millilitre
- ❖ **PH** : potentiel d'Hydrogène
- ❖ **HCG** : gonadotrophine chorionique humaine
- ❖ **H** : heure
- ❖ **Ppm** : partie par million
- ❖ **Fig** : figure
- ❖ **Pg** : poids des gonades
- ❖ **LT** : longueur totale
- ❖ **%** : pourcent

## Glossaire

- ✓ **Espèce** : l'espèce est un concept, et est une population ou un ensemble de population dont les individus peuvent effectivement ou potentiellement se reproduire entre eux et engendrer une descendance viable et féconde, dans des conditions naturelles.
- ✓ **Piscivore** : qui se nourrit des poissons
- ✓ **Dulçaquicole (ou dulcicole)** : se dit d'une plante ou d'un animal qui vit en eau douce.
- ✓ **Hypophyse** : L'hypophyse est une glande endocrine appelée parfois glande pituitaire, située à base du crâne, et reliée à l'hypothalamus, une autre glande.
- ✓ **Hypophysaire** : Hormones produites par l'hypophyse glande située à la base du cerveau. Comprend entre autre la LH, la FSH et la prolactine qui sont toutes les trois impliquées dans le fonctionnement ovarien.-
- ✓ **Hypophysation** : Est une injection d'un extrait aqueux d'Hypophysés effectuée dans le corps d'un poisson (souvent issu d'un prélèvement fait sur des Cyprinidés ou des salmonidés) afin de provoquer l'ovulation ou la spermiation. De telles hormones sont surtout utilisées pour la propagation de cyprinidés.
- ✓ **Glande** : Structure anatomique ayant pour fonction la production et la sécrétion de substances (hormones, enzymes digestives, sueur, salive, lait). Les glandes sont rarement le siège de tumeurs, à l'exception des gamètes et de la thyroïde.
- ✓ **Les gonades** : Une gonade est un terme générique pour désigner les organes destinés à la reproduction.

Chez les hommes comme chez les animaux.

Allant par paires, il s'agit donc tout simplement des ovaires pour la femme et des testicules pour l'homme. Glandes génitales (ou sexuelles), c'est à partir des gonades que sont produites les cellules reproductrices que appelle des gamètes en l'occurrence bien sûr, les ovules et les spermatozoïdes. Les gonades secrètent également des hormones sexuelles.

- ✓ **Ovaire** : Glandes génitales femelles, sont les organes lobulaires responsables de la maturation et de la production des ovules.
- ✓ **Gamète** : Cellule reproductrice destinée à fusionner avec un autre gamète lors de la reproduction sexuée. Chez les poissons, ce sont les ovules et les spermatozoïdes.

- ✓ **Spermatozoïdes** : Le spermatozoïde désigne un gamète (cellule reproductrice) mâle produit par les testicules. Il est composé d'une tête et d'un flagelle. Il contient dans son noyau les informations génétiques de la mère. La tête du spermatozoïde inclut également l'acrosome, un réservoir des protéines qui permet de percer l'ovule. L'union entre le spermatozoïde et l'ovule, appelée fécondation, donne naissance à un embryon.
- ✓ **Ovule** : Sécrété par l'ensemble des femelles, l'ovule correspond à la cellule sexuelle qui renferme la moitié des chromosomes de la mère, engendrant ainsi la transmission de la moitié des chromosomes de la mère, engendrant ainsi la transmission de la moitié du patrimoine génétique de l'embryon. Il est dit "haploïde".
- ✓ **Follicule** : En anatomie animale, un Follicule est une structure est une structure particulière, de forme arrondie, dans un organe ou un tissu.

Les follicules ovariens sont les agrégats de cellules de formes sphériques dans les ovaires. Contenant l'ovocyte et à partir duquel il est relâché pendant l'ovulation . Il consiste en un revêtement externe fibre vasculaire, un revêtement externe fibre vasculaire, un revêtement interne de cellules nucléé, et un fluide transparent, albumineux dans lequel l'ovocyte est suspendu.

- ✓ **Opercules** : Les opercules sont des plaques osseuses qui ferment les oies des poissons. Ces os sont souvent finis par une à trois épines dirigées vers l'arrière chez les poissons les plus évolués.
- ✓ **Vitellogénese** : La vitellogénese est une phase d'un cycle plus complet (méiose) qui contribue à l'accumulation d'organites, de métabolites, d'ARN, de protéine et du vitellus.

Le vitellus le plus connu est le jaune d'œuf. Le vitellus est essentiellement composé de réserves lipidiques (lipoprotéines)

- ✓ **Blastula** : premiers stades du développement embryonnaire.
- ✓ **Thermostat** : le thermostat désigne un système qui permet de réguler ou de maintenir une température constante.



# INTRODUCTION

**Introduction :**

L'aquaculture contrôlée peut assurer la protection aux espèces de poissons menacées et permet la diversification des sources de protéines pour la population humaine (**Reay, 1979**), à travers sa généralisation sur tous les continents dont elle s'intéresse à de nouvelles régions tout en s'intensifiant et en diversifiant l'éventail des espèces proposées. Les espèces les plus élevées dans le monde sont les carpes, suivies du tilapia, des salmonidés et des siluriformes (**Fao, 2015**). Ces poissons constituent en polyculture d'étangs la principale valeur marchande de la production (consommation et marché de repeuplement pour l'activité de pêche de loisir), d'où l'intérêt de maîtriser leur cycle de production en aquaculture (domestication) (**Hecht et Pienaar, 1993 ; Hecht et al., 1996 ; Oteme et al., 1996**). Ce dernier point nécessite l'obtention de gamètes de bonne qualité, à travers la reproduction contrôlée qui constitue un problème important pour l'aquaculture moderne. Pour cette raison, de nombreux traitements hormonaux ont été utilisés pour stimuler la maturation des gamètes dans la culture commerciale de poissons d'intérêt aquacole tels que, le loup, le mullet, la dorade, le poisson chat, le saumon, la carpe et le sandre... etc.

Dans les années 80, plusieurs recherches furent effectuées en Algérie dans le domaine de la domestication d'une nouvelle espèce réside dans le développement d'une approche générique basée sur l'analyse des stratégies de vie des espèces afin de favoriser l'extrapolation des connaissances d'une espèce, à une autre surtout les nouvelles espèces introduites. Cette approche contribue à l'amélioration de la production aquacole par la recherche de nouvelles espèces appréciées par les consommateurs ainsi que l'optimisation des performances de croissance larvaire (**Fontaine et Le Bail, 2004**) et cibler les points de blocage rencontrés par les éleveurs. Parmi ceux-ci figure la régulation de la forte hétérogénéité de croissance et du cannibalisme, problèmes récurrents dans les éclosiers-nurseries.

Cependant, Les premiers essais d'introduction ont commencé dans les années 80 où des alevins de diverses espèces de poissons dulçaquicoles tels que le sandre *Stizostedion lucioperca* (Percidae), la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix*, la carpe à grande bouche *Aristichthys nobilis*, la carpe commune *Cyprinus carpio* et la carpe herbivore *Ctenopharyngodon idella* (Cyprinidae), importés de la Hongrie. Ces espèces ont été introduits dans plusieurs barrages et retenues collinaires (**Meddour et al., 2005**).

Le sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix*, les deux espèces sont des poissons commerciaux très précieux et ont un taux de croissance acceptable avec une taille marchande appréciée sur le marché. sous culture intensive cela

representent des excellents poissons d'élevage, en raison de leur caractère économique par rapport aux autres productions, présentant une valeur marchande intéressante. Les Cyprinidés et les percidés peuvent constituer des communautés piscicoles dans les barrages et utilisés dans l'élevage par ses caractéristiques d'adaptation à une large gamme de température, à une forte fluctuation d'oxygène dissous et leur courte chaîne trophique. Depuis leur introduction, ces deux espèces de poissons, bien adaptées aux conditions écologiques du pays, ont commencé à se reproduire mais la production reste très faible par rapport à la demande nationale. C'est pourquoi plusieurs études ont été faites sur la biologie et l'écologie de ces espèces (**Belaifa, 2011 ; Bouamra, 2011 ; Lamri, 2012 ; Bouamra et al., 2013 ; Khalifa, 2015**) ainsi que des essais de la reproduction contrôlée et semi contrôlée grâce à l'induction de la ponte par l'utilisation de plusieurs hormones (**Medour et al., 2005 ; Layadi, 2015 ; Tabouche, 2015**).

Dans ce contexte général, la présente étude a pour objectif la réalisation de la reproduction semi-artificielle et artificielle du sandre *S. lucioperca* et la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix* respectivement, au niveau de l'écloserie de la station de Babar dans la Willaya de kenchela avec l'utilisation de l'hypophyse, le HCG, l'ovaprim et l'ovopel ; afin de contribuer au repeuplement des barrages et des retenues d'eau des localités de la zone Est d'Algerie, et ce en concertation avec les institutions spécialisées à savoir le Centre nationale du développement de la pêche et de l'aquaculture (**CNRDPA**) de Bou-Ismaïl

En réalisant ce travail nous nous sommes assignés comme but la maîtriser des techniques de reproduction artificielle des poissons dans les conditions des nos bassins, avec des matériels et produits locaux facilement accessibles pour tous, en vue d'une probable vulgarisation au près des pisciculteurs, afin d'atteindre un taux d'éclosion élevé contrairement à celui observé dans la nature.

La première partie de ce travail est consacrée à des données bibliographiques concernant ces deux espèces de poissons. Tandis que la seconde partie traite l'écloserie de Babar dans la Willaya de Khenchela, le matériel et les méthodes utilisés pour la réalisation de la reproduction artificielle de *S. lucioperca* et *H. molitrix* Cependant, la dernière partie présente les principaux résultats obtenus avec une discussion des données obtenues et une conclusion pour clôturer le travail de recherche.



# CHAPITRE I

## Généralité

## I. Présentation des espèces

### ❖ Taxonomie

Les Perciformes et les Cypriniformes sont les deux ordres les plus connus et les plus représentés tant sur le plan de la diversité spécifique et biogéographique chez les poissons (*Colbert & Morales, 1991 ; Nelson, 1994 ; Helfman et al., 1997*).

La plupart des Perciformes sont des poissons marins des eaux côtières, tandis qu'environ 2000 espèces ne se trouvent normalement qu'en eau douce et environ 2200 espèces passent au moins une partie de leur vie dans les eaux douces (*Helfman et al., 1997*). Cet ordre comprenant 156 familles et 7000 espèces soit environ 40 % des poissons osseux (*Nelson, 1994 ; Tayler & Bannikov, 2002*).

La famille des Percidés qui fait partie des Perciformes, est composée de 11 genres et de 239 espèces (*Berg, 1958 ; Nelson, 1984 ; Fricke et al., 2019*) qui se retrouvent exclusivement dans les eaux douces et saumâtres (*Berg, 1958*). Le genre *Stizostedion* comporte 5 espèces dont 3 européennes et 2 d'origine américaines (le sandre doré bleu *Stizostedion canadensis* (*Griffith & Smith, 1834*), le sandre *Stizostedion lucioperca* (*Linnaeus, 1758*), le sandre marin *Stizostedion marinus* (*Cuvier, 1818*), le sandre doré jaune *Stizostedion vitreus* (*Mitchill, 1828*) et le sandre de la Volga *Stizostedion vologansis* (*Gemlin, 1789*)).

Cependant, les Cypriniformes contiennent des poissons d'eau douce et le terme carpe est utilisé de façon générique pour les désigner. Ils regroupent 6 familles (*Helfman et al., 1997*). La famille des Cyprinidés est l'une des plus grande famille des poissons avec plus de 376 genre et 3162 espèces, soit environ les deux tiers des espèces des Cypriniformes (*Cavender, 1991 ; Nelson, 1994 ; Fricke et al., 2019*). La plupart des espèces peuplent exclusivement les eaux douces, mais un nombre considérable se rencontrent dans l'eau saumâtre. Au moins une espèce se trouve dans l'eau salée (*Nelson, 1994*).

#### A. Sandre

- Règne : Animalia
- Embranchement : Chordata
- Sous-embranchement : Gnathostomata
- Classe : Actinopterygii
- Sous-classe : Neopterygii
- Super-ordre : Teleostei
- Ordre : Perciformes

- Famille : Percidés
- Genre : Stizostedion
- Nom scientifique : *Stizostedion luciopera* (*linnaeus, 1758*)

## B. Carpe Argentée

- Règne : Animalia
- Embranchement : Chordata
- Sous-embranchement : Gnathostomata
- Classe : Actinopterygii
- Sous-classe : Neopterygii
- Super-ordre : Teleostei
- Ordre : Cypriniformes
- Famille : Cyprinidae
- Genre : Hypophthalmichthys
- Nom scientifique : *Hypophthalmichthys molitrix* (*Valencienne, 1844*)

## II. Critères de diagnose

### II.1. Caractéristiques de la famille

#### A. Percidés

Les percidés qui sont des poissons originaires de l'hémisphère nord, ont un corps élancé avec une bosse au début du tronc, de couleur vert foncé à clair avec des rayures noires au niveau des flancs et un ventre jaune à blanc argenté. Ils se caractérisent par une tête allongée, un museau pointu avec des mâchoires puissamment dentées et des dents apicales au niveau des opercules ainsi que 5 à 8 rayons de branchiostèges séparée de l'isthme (*Fricke et al., 2019*). Les représentants de cette famille se distinguent des autres poissons du même ordre par des nageoires bien développées dont deux dorsales séparées ou parfois étroitement jointes, une nageoire pelvienne thoracique avec une seule épine et 5 rayons mous ainsi d'une nageoire anale avec une ou deux épines alors que la seconde est habituellement faible (*Nelson, 1984*).

#### B. Cyprinidés

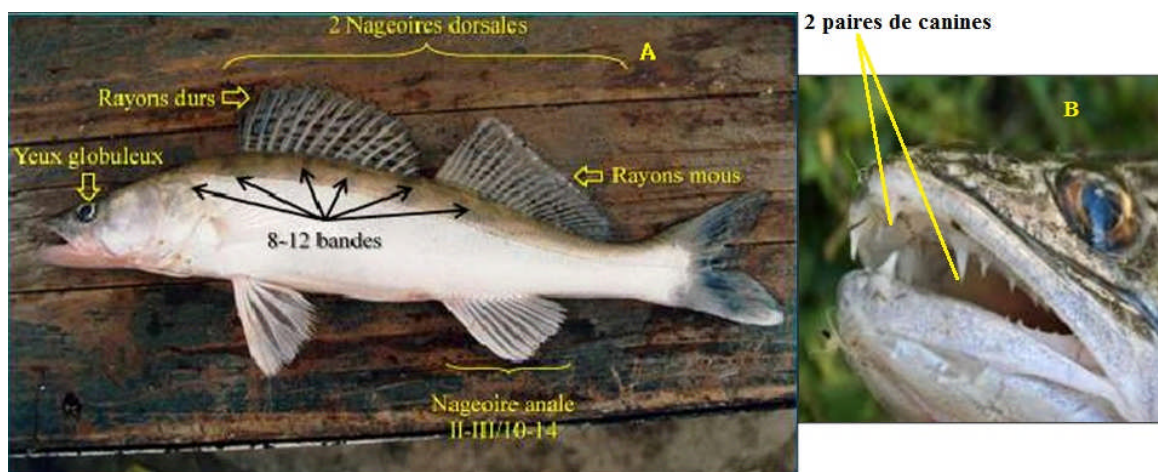
Les Cyprinidés ont en général un corps allongé, mais des variations existent entre les différents groupes. Ils se caractérisent par un corps recouvert de larges écailles, une tête nue et des nageoires pelviennes insérées au milieu de l'abdomen ainsi d'une nageoire dorsale avec au moins un rayon épineux. La bouche qui se ressemble parfois à une ventouse et dépourvue de dents et les mâchoires supérieures protractiles, peuvent porter une ou deux paires de barbillons plus ou moins développés avec de minces lèvres. L'absence de dents au niveau buccal se

remplace par des dents pharyngiennes peu nombreuses (*Cavender, 1991 ; Eschmeyer & Fong, 2015*).

## II.2 Critère des espèces

### a) Sandre *Stizostedion Lucioperca*

Le sandre présente des caractères à la fois de la perche et du brochet avec un corps élancé, cylindrique et fusiforme, une tête allongée et volumineuse (**Fig. 1**) et une dentition en forme de deux paires de canines à chaque mâchoire reconnaissables qui lui servent à agripper et blesser ses proies (**Fig. 1 B**) (*Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007*). Les yeux de cette espèce sont grands, globuleux et vitreux, avec un système de tapis réflecteur riche en pigment rétinien porphyrosine en lumière faible qui permet une adaptation à une vision en lumière faible qui favorise une activité crépusculaire (*Bruslé & Quignard, 2001*). Il dispose de deux nageoires dorsales dont la première pourvue de XIII à XX rayons épineux séparée de la seconde à rayons mous (18-24), par un court intervalle et une nageoire anale avec une formuleradiale de II-III/10-14 (*Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007*). Les nageoires pectorales de grande taille de *Stizostedion lucioperca* ont une couleur jaune pâle ; ce qui lui procure une grande puissance et une bonne manœuvrabilité (*Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007*). Cependant, sa coloration est gris verdâtre sur le dos alors que les flancs sont clairs avec 8 à 12 bandes verticales foncées et le ventre est blanc-jaunâtre. Un dimorphisme sexuel est observé en période de reproduction avec un mâle plus sombre qui tend vers le noir et une femelle gris verdâtre (*Keith & Allardi, 2001*). Les écailles du sandre sont cténoïdes et très rugueuses et sont en nombre de 80-97 sur sa ligne latérale (*Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007*). Cette espèce qui à un nombre de vertèbre qui varie entre 45 et 47, peut atteindre une longueur de 1300 mm (*Kottelat & Freyhof, 2007*), un poids de 20 kg (*Keith & Allardi, 2001*) et une longévité de 17 ans (*Kottelat & Freyhof, 2007*).

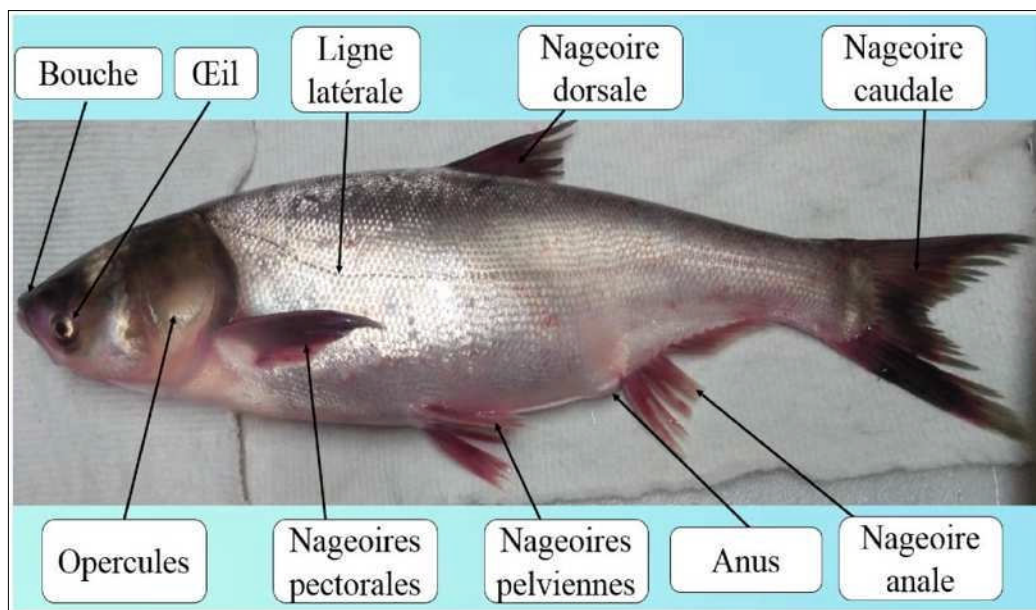


**Figure 1.** Illustration des particularités morphologiques (A) ([www.fishbase.org](http://www.fishbase.org), modifié) et le type de dent (B) ([www.blog-marais-poivin.fr](http://www.blog-marais-poivin.fr) du sandre *Stizostedionlucioperca*)

### b) Carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix*

La carpe argentée possède :

- Un corps massif et allongé, comprimé latéralement.
- Tête large à fente buccale verticale.
- Petit œil dirigé vers le bas (situé au-dessous de ligne médiane).
- Face ventrale carénée.
- Nageoire dorsale à 11-15 rayons, anale à 14-17 rayons, ligne latérale: 110-124 écailles fines (*Bruslé J. and Quignard J.P., 2001*).



**Figure 2:** Morphologie de la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix*

## III. Éléments d'écobiologie

### III.1. Biologie et écologie du sandre et de la carpe Argentée

Le sandre est un poisson potamodrome (*Riede, 2004*), vivant en eaux douces calmes, lente et tempérées dans les étangs et les lacs et supporte même les eaux saumâtres d'une salinité inférieure à 12 ‰ (*Welcomme, 1988 ; Sokolov & Berdicheskiï, 1989 ; Reshetnikov et al., 1997 ; Walker & Yang, 1997 ; Olivier et Schlumberger, 2001 ; Schlumberger & Élie, 2008*). Il vit en bancs d'individus de même âge et de taille voisine à des profondeurs qui varient entre 2 et 30 m (*Billard, 1997*) et généralement entre 2 et 3 m (*Gerstmeier & Romig, 1998*), à des latitudes de 67°N - 36°N, 1°W - 75°E (*Kottelat & Freyhof, 2007*).

Cependant, il se déplace fréquemment en fonction des saisons et des conditions météorologiques, la lune, le soleil, le vent ...etc. (*Riede, 2004*) et Il préfère les fonds de pierres ou de graviers ainsi que les profils irréguliers, encombrés d'obstacles les plus divers

(*Billard, 1997*) ainsi que son excellente vision le rend efficace en faible luminosité. Cette espèce est le plus thermophile et le plus tolérant vis-à-vis des facteurs abiotiques tels que la température et la turbidité ainsi que leur fluctuations (*Hokanson, 1977 ; M'Hetli, 2001*) dont il supporte des écarts thermiques importante qui varies entre 6 et 22 °C (*Riehl & Baensch, 1991*). Tandis qu'il est sensible à l'anoxie d'où il fréquente volontiers les eaux turbides à des taux d'oxygène de plus de 5 mg/l (*Schlumberger & Élie, 2008*).

La carpe argentée est une espèce originaire de la Chine et de l'Est de la Sibérie. Elle a été introduite dans plusieurs pays non seulement comme nourriture humaine mais aussi pour sa capacité de nettoyer les réservoirs et les plans d'eau des algues nuisibles (*FAO, 2005*).

Dans le cadre de la valorisation de l'infrastructure hydrique algérienne par la pisciculture, plusieurs opérations d'empeisonnement ont été effectuées avec des alevins d'*Hypophthalmichthys molitrix* les années 1991, 2001 et 2006 (*FAO, 2006*).

### III.2. Régime Alimentaire

Le régime alimentaire varie en fonction de l'état ontogénique du poisson (*Amara et al., 2001*) et en fonction de la disponibilité en nourriture. Juste après l'éclosion, l'alimentation des larves est assurée par une vésicule vitelline qui procure les éléments essentiels pour leurs développements. Après, les alevins se nourrissent de zoobenthos, crustacés planctoniques, puis d'insectes benthiques (*Bolotova et al., 1995 ; Thiel et al., 1996*). Quand les juvéniles atteignent une taille de 20 mm, ils deviennent ichtyophages et se nourrissent d'alevins de nombreuses espèces de poisson, de zooplancton ainsi de zoobnthos (*Biró, 1973 ; Vehanen et al., 1998*).

Le sandre devient presque exclusivement piscivore à l'âge adulte et chasse en groupe et s'active surtout au crépuscule et avant l'aube (*Magnan, 1999*). Ses proies favorites sont les petits poissons de 8 à 10 cm, goujons, ablettes ou petits Gardons . Le Sandre adulte se nourrit à toutes les époques de l'année y compris en période de reproduction, mais pas tous les jours. Il pratique aussi le cannibalisme chez les jeunes stades (*Van Densen, 1985 ; Frankiewicz et al, 1996 ; Bruslé & Quignard, 2001*).

Cependant La carpe argentée est un poisson-filtreur dont les arcs branchiaux sont munis d'un appareil filtreur spécial d'une telle finesse qu'il peut tamiser les algues planctoniques et les débris organiques extrêmement petits, de 0,02 mm. Elle ne consomme pas d'aliments plus gros et ne se nourrit jamais sur le fond des étangs. Elle ne peut faire l'objet d'aucune pêche sportive du fait qu'il ne mord à aucun appât (*FAO, 1982*). Son intestin est long (6 fois la longueur corporelle), en rapport avec l'ingestion de matériel végétal (*Bruslé J. and Quignard J.P., 2001*).

### III.3. Reproduction

L'âge et le poids de la 1<sup>ère</sup> maturité dépendent principalement de la température d'élevage, des souches et de l'alimentation (*Billard R., 1995*). Le sandre arrive à sa maturité sexuelle à l'âge de 2-4 ans (256-410 mm) chez les mâles (*Raikova-Petrova & Zivkov, 1998 ; Lappalainen et al., 2003 ; Ozyurt et al., 2011*) et 3-4 (264-470 mm) chez les femelles (*Kosior & Wandzel, 2001 ; Ozyurt et al., 2011*). Il effectue des déplacements de plusieurs dizaines de kilomètres à la recherche de frayères appropriées dans les eaux en mouvements (*Sonesten 1991 ; Breder & Rosen, 1966 ; Koed, 2001 ; Lappalainen et al., 2003*), où les mâles sont poissons territoriaux et creusent des fosses peu profondes d'environ 50 cm de diamètre et de 5 à 10 cm de profondeur dans le sable ou le gravier (*Breder & Rosen, 1966*), ou parmi les racines de plantes exposées sur lesquelles des œufs sont déposés (*Pinder, 2001*), généralement dans des eaux troubles et à une profondeur de 1 à 3 m. *S. lucioperca* fraie par paires à l'aube ou la nuit et en période de basse pression atmosphérique (*Lappalainen et al., 2005*). La femelle reste au-dessus du nid et pond tous les œufs en même temps (*Lappalainen et al., 2003*), tandis que le mâle tourne rapidement, à environ 1 mètre du nid et prend ensuite une orientation verticale et nage rapidement pour relâcher ces spermatozoïdes. Les mâles défendent le nid et couvrent les œufs de leurs pectoraux (*Lappalainen et al., 2003*). Les femelles fraient une fois par an en avril-mai et exceptionnellement fin février au mois de juillet en fonction des régions ; lorsque la température atteint 10-14 °C (*Kottelat & Freyhof, 2007*), dont elles pondent  $2 \cdot 10^5$  ovocytes.kg<sup>-1</sup> soit plus d'un million d'œufs pondus par femelle. La fécondité est bien corrélée à la taille, au poids et à l'âge (*Lappalainen et al., 2003*). Après une semaine environ de la ponte (70 à 110 degrés jours), les œufs éclosent et une larve de 3,5 à 6 mm dotée d'une vésicule vitelline en sort (*Pinder, 2001*).

LA carpe argenté Une fois matures, les femelles ont Un ventre bien arrondi et doux ou semi-mou; Une papille génitale rougeâtre; Ouverture anale élargie et saillie. Par contre Les mâles matures relâcheras la laitance sous une légère pression abdominale, son ventre n'est pas gonflé mais plutôt mince (*Horvath L. et al., 2015*).

#### A. Cycle sexuel

- **Spermatogénèse**

Elle correspond à la transformation d'une cellule germinale primordiale «spermatogonie» en «spermatozoïde», et s'élabore dans les tubules/lobules testiculaires. Les cellules germinales n'évoluent pas seules, elles sont toujours associées à des cellules somatiques (de soutien) : cellules de Sertoli (*Billard R., 1979*).

Le compartiment interstitiel entre les lobules est constitué de fibroblastes, de vaisseaux sanguins et de cellules de Leydig pourvues d'enzymes impliquées dans la synthèse des hormones stéroïdiennes (*Nagahama Y., 1994*). La spermatogenèse peut être divisée en 3 phases (*Cabrita E. et al., 2009*) :

- La prolifération mitotique des spermatogonies ;
- La division méiotique des spermatocytes ;

### **B. La spermiogenèse.**

Les testicules immatures contiennent des spermatogonies (cellules souches) qui prolifèrent par division mitotique, d'abord par une phase de taux de division lent (spermatogonie A), puis par une phase de taux de division rapide (spermatogonie B).

Les spermatogonies B donnent lieu à des spermatocytes primaires ( $2n$ ) conduisant à la formation de spermatocytes secondaires ( $n$ ), et puis des spermatides par des divisions méiotiques. La spermiogenèse consiste à la différenciation des spermatides en spermatozoïdes flagellés. Les spermatozoïdes sont libérés après l'ouverture des cystes dans lespermiducte : c'est la spermiation (*Hervé M., 2002*).

La maturation des spermatozoïdes se produit lors de leur migration le long du canal efférent et ne comporte que des changements physiologiques. Le canal efférent produit une grande quantité de liquide (hydratation des spermatozoïdes), conduisant

lon l'espèce, les spermatozoïdes sont stockés avant la spermiation dans la lumière tubulaire, les canaux efférents ou les vésicules germinales.

### **C. Ovogenèse**

C'est la transformation d'une cellule germinale primitive "ovogonie" en "ovocyte". Elle se déroule dans l'ovaire qui est le plus souvent un organe pair (*Billard R., 1979*). Le cycle de reproduction des femelles peut être divisé en plusieurs phases

(*Cabrita E. et al., 2009*) :

- ✓ Croissance des ovocytes (vitellogenèse) ;
- ✓ Maturation des ovocytes ;
- ✓ Ovulation et ponte.

Les ovogonies prolifèrent par divisions mitotiques. Une partie de ces ovogonies entre en méiose et devient des ovocytes primaires qui sont arrêtés immédiatement à la prophase I.

Les ovocytes primaires passent par une phase de croissance primaire ou pré- vitellogénèse, qui implique une augmentation de la taille et l'apparition des couches cellulaires de la granulosa et de la thèque (le follicule).

#### **D. Vitellogénèse**

Elle est caractérisée par la synthèse et l'incorporation de la vitellogénine (VTG) synthétisée dans le foie sous stimulation de l'estradiol (E2)- dans l'ovocyte. Au début, l'ovocyte est petit (100 µm de diamètre), avec un cytoplasme opaque presque dépourvu d'inclusions, à l'exception de quelques gouttelettes d'huile.

Les téléostéens ont au moins 3 vitellogénines différentes : VTG A, VTG B et VTG C (Sawaguchi *et al.*, 2006) in (*Kagawa H., 2013*). Des études récentes ont également indiqué que les vitamines, telles que la vitamine A et E sont incorporées dans les ovocytes (*Kagawa H., 2013*).

Les lipides constituent un autre type de nutriments accumulés dans les ovocytes vitellogéniques en croissance (sous forme de triglycérides, phospholipides ou d'esters de cire) (*Mylonas C. and Zohar Y., 2009*).

A la fin de la vitellogénèse, l'ovocyte possède un grand cytoplasme transparent rempli de granules de vitellus, de globules lipidiques, d'un noyau central (vésicule germinale) et d'une épaisse strie zona radiata, enveloppé par les couches folliculaires de la granulosa et de la thèque.

La zona radiata est une enveloppe acellulaire qui se développe progressivement pour constituer le chorion ou la coquille de l'œuf (*Cabrera E. et al., 2009*).

Les vésicules vitellines augmentent en nombre et en taille au fur et à mesure que l'ovocyte se développe. Elles sont finalement déplacées vers la périphérie du cytoplasme des ovocytes et sont appelées alvéoles corticales (*Kagawa H., 2013*).

#### **E. Maturation ovocytaire**

Elle commence avec la reprise de la méiose et la migration de la vésicule germinale (VG) vers le pôle animal de l'ovocyte sous le micropyle. En même temps, en fonction de l'espèce, la production d'une seule gouttelette lipidique (*Mylonas C. and Zohar Y., 2009*).

Elle est régulée par une poussée de LH et la production des stéroïdes inducteurs de la maturation (MIS) par le follicule ovarien (on parle souvent de MIH : hormones inducteurs de la maturation).

Le MIS est un progestagène, il s'agit de 17,20β-P (*Mylonas C. and Zohar Y., 2009; Sanders J. D. and Peterson S. P., 2011*) ou de 20β-S (*Mylonas C. and Zohar Y., 2009*). Chez les

téléostéens, les MIH réagissent au niveau de leurs récepteurs sur la membrane des ovocytes et induisent l'activation du facteur promoteur de la maturation (MPF) dans le cytoplasme des ovocytes (*Nagahama, 1997*) in (*Sanders J. D. and Peterson S. P., 2011*).

Le MPF induit ensuite la rupture de l'enveloppe nucléaire, la condensation des chromosomes, l'élimination du premier globule polaire et la formation des 2 fuseaux méiotiques (*Jalabert et al., 1991*) in (*Hervé M., 2002*).

- **Ovulation**

L'ovocyte mature quitte son enveloppe folliculaire grâce à la contraction de cellules de la thèque périfolliculaire différenciées (*Billard R., 1979*).

**Remarque :**

Les ovocytes des cyprinidés ont un seul micropyle (*Linhart O. et al., 1995*). En fin de vitellogenèse, ils peuvent conserver leur intégrité pour une longue période (9 mois si les femelles sont maintenues à moins de 16°C).

L'une des caractéristiques des ovules des cyprinidés d'élevage est leur dégradation rapide après l'ovulation (*Billard R., 1995*). Si l'ovulation n'intervient pas dans les 2-3 semaines qui suivent la maturation finale, l'ovocyte se dégrade et l'ovulation ne peut plus avoir lieu, ou si elle se produit, les ovules ne sont pas fécondables.

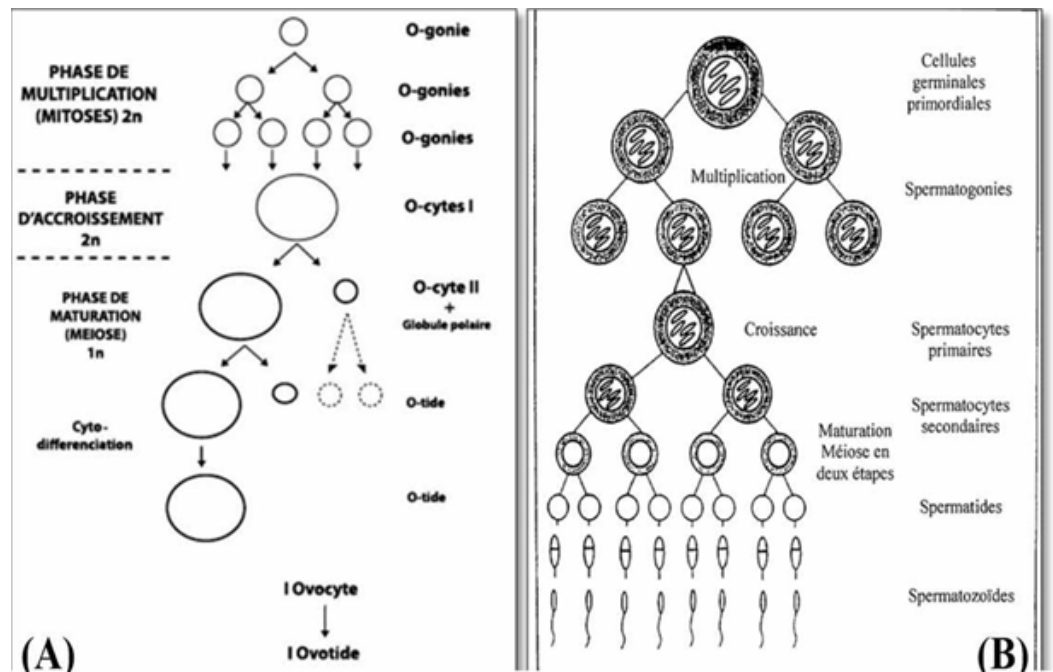
Lors de l'oviposition ou du stripping, les ovules sont accompagnés d'un liquide ovarien. Chez les cyprinidés il est caractérisé par une pression osmotique de 306 mOsm (218mOsm chez la carpe argentée), concentration en  $Mg^{2+}$  : 2,58 mM et un pH de 9 (*Linhart O. et al., 1995*).

Chez la carpe, ce liquide ovarien est constitué de l'eau (88,34%) et des composés minéraux (*Linhart O. et al., 1995*).

**Tableau 1:** Fécondité relative, diamètre et poids des ovules chez la carpe argentée

Paramètre / Espèce	Carpe Argentée
Fécondité relative (nombre d'ovules/ kg de poids vif de femelle)	60-80. 10 <sup>3</sup> ( <i>Schlumberger O. and Girard P., 2013</i> )
Diamètre de l'ovule (mm)	4-5 ( <i>Schlumberger O. and Girard P., 2013</i> )

Chez la carpe argentée, 900 à 1.000 ovules sont estimés pour 1 g d'ovules produits (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*).



**Figure 3:** Etapes de la gamétogénèse

L'ovogénèse chez les poissons d'après (*Barnabé, 1995*) in (*Hervé M., 2002*) La spermatogénèse chez les poissons téléostéens d'après (*Jobling, 1995*) in (*Hervé M., 2002*)

## F. Facteurs influençant la reproduction

La reproduction des poissons est fortement influencée par plusieurs facteurs sociaux et environnementaux dont la photopériode, la température, et l'environnement physique sont les plus importants (*Billard R., 1979*).

La majorité des cyprinidés sont caractérisés par un cycle de reproduction principalement contrôlé par la température et secondairement par le facteur photopériode (Peter et Yu, 1997) in (*Hervé M., 2002*).

### F.1. Température

La température est un facteur clé dans le déterminisme du cycle sexuel en particulier de la ponte chez de nombreuses espèces de poissons notamment les cyprinidés (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*).

Les géniteurs ne sont matures que lorsqu'ils ont accumulé une certaine «quantité de chaleur» (comptée en degrés × jours) depuis leur dernière reproduction.

Dans la pratique, on ne tient compte que de la période de réchauffement de l'eau précédant la ponte. Par exemple, pendant cette phase, la carpe miroir doit recevoir de 600 à 700°j à une température supérieure à 15 °C pour répondre ensuite positivement à l'injection hormonale (Horvath, 1978 b) in (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*).

L'ovogénèse dépend fortement de la température (un cycle complet demande 1000°j). La maturation finale des ovocytes demande des températures supérieures à 18-20°C (*Billard R., 1995; Schlumberger O. and Girard P., 2013*).

Généralement, l'élévation de température qui est le plus souvent associée à un traitement hormonal est utilisé pour contrôler les dernières étapes du cycle reproducteur (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*).

Au laboratoire, la maturation ovocytaire du poisson rouge et l'ovulation font suite à un choc thermique : en stockant les animaux à 10-12°C, et en les plaçant brusquement au moment choisi à 18-20°C (*Billard R., 1979*).

## **F.2. Photopériode**

Les changements saisonniers de la durée du jour sont principalement responsables du déclenchement et de la synchronisation de la reproduction chez la majorité des poissons (*Hervé M., 2002*).

La maturation chez le poisson rouge semble exiger une photopériode longue (plus de 10h de jour) à une température de 15-20°C (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*).

## **F.3. La glande pinéale**

C'est l'une des composantes d'un système neuronal central qui constitue le système de réponse à la photopériode de l'animal. L'épithélium pinéal des poissons téléostéens se compose de cellules photoréceptrices, de neurones et de cellules interstitielles. Elle transmet l'information de photopériode au cerveau par l'intermédiaire des voies neurales et par la libération d'hormones : les indoleamines, principalement la mélatonine (*Ekstrom P. and Meissl H., 1997*).

La synthèse pinéale de mélatonine (la mélatonine est également synthétisée par la rétine) de même que d'autres indolamines est liée à la photopériode et à l'intensité lumineuse et atteint son maximum à l'obscurité totale (*Falcon et al., 1987; Ekstrom et Meissl, 1997*) in (*Jourdan S., 1999*).

#### **F.4. Qualité de l'eau**

La qualité physico-chimique de l'eau intervient également lors de la fraie. La ponte est souvent induite par les pluies qui provoquent des variations de la composition des eaux. Les aquariophiles mettent à profit cette particularité pour induire la ponte de poissons d'ornement en leur changeant d'aquarium (*Billard R., 1979*).

#### **F.5. Alimentation**

Une diminution de l'alimentation réduit la fécondité des femelles, provoque un retard de leur maturation, et affecte ainsi la viabilité des œufs (*Hervé M., 2002*).

#### **F.6. Facteurs sociaux et substrat de ponte**

La présence de supports de ponte à une profondeur convenant au poisson est indispensable pour les espèces dont les œufs sont adhésifs ainsi que celle de congénères du sexe opposé (Horvath, 1978 b) in (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*).

Le substrat de ponte peut induire la ponte (cas des carpes mises en étang-frayère ou du poisson rouge élevé dans l'aquarium) (*Billard R., 1979*).

Une densité trop élevée de géniteurs dans le milieu naturel réduit la fécondité des femelles donc les facteurs sociaux ne sont pas à négliger.

#### **F.7. Stress**

Chez les poissons, le stress associé à la captivité ou l'absence de conditions environnementales appropriées, peut agir sur les sécrétions neuroendocrines et avoir des effets néfastes sur les performances reproductives (*Cabrita E. et al., 2009; Milla S. et al., 2009*).

Chez les femelles, selon la période et l'intensité de l'application du stress, il peut provoquer une atresie folliculaire, retarder ou bloquer la maturation et l'ovulation des ovocytes, affecter la taille de l'œuf, le succès de la fécondation et la qualité de la progéniture (*Milla S. et al., 2009*).

### **G. Contrôle neuroendocrinien de la gamétogenèse**

Le cycle reproductif est régulé par une cascade d'hormones le long de l'axe cerveau-hypophyse-gonades.

#### **G.1. GnRH**

La synthèse et la libération des GnRH par le cerveau (hypothalamus) sont contrôlées par des paramètres environnementaux et nutritionnels de telle sorte que la reproduction se déroule dans des conditions optimales

La GnRH agit directement sur l'hypophyse pour stimuler la sécrétion des gonadotropes pituitaires "GTH" (FSH et LH) libérées dans la circulation sanguine, et qui à leur tour, agissent au niveau de la gonade pour induire la production des stéroïdes gonadiques qui sont les effecteurs finaux de la fonction reproductrice (*Mylonas C. and Zohar Y., 2009*).

## G.2. GTH

Les travaux récents font référence aux noms «FSH et LH», normalisant la nomenclature avec celle de tous les vertébrés (*Cabrita E. et al., 2009*) :

- ✓ FSH est homologue à la GTH-I.
- ✓ LH est homologue à la GTH-II.

Les deux GTH sont stéroïdogènes et ne diffèrent que par leurs puissances relatives (*Suzuki et al., 1988c*) in (*Nagahama Y., 1994*).

**GTH-I** : Ces niveaux plasmatiques montrent une augmentation excessive au moment du déclenchement de la vitellogenèse (*Hervé M., 2002*), au cours de la spermatogenèse, et un déclin au moment de la ponte (*Nagahama Y., 1994*).

Chez les mâles, elle stimule la prolifération des cellules de Sertoli (*Cabrita E. et al., 2009; kraak V.D.G., 2009*), et chez la femelle elle stimule la production d'œstradiol 17 $\beta$  et l'incorporation de vitellogénine dans l'ovocyte en développement (*kraak V.D.G., 2009*).

**GTH-II** : Sa synthèse commence à la fin de la vitellogenèse et devient plus importante que celle de GTH-I pendant la maturation ovocytaire et l'ovulation (*Hervé M., 2002*). Elle stimule la synthèse de stéroïdes gonadiques par les cellules folliculaires, et est impliquée dans la maturation des ovocytes, l'ovulation et même dans la spermiation (*kraak V.D.G., 2009*).

## H. Stéroïdes gonadiques

Aux stades initiaux, la stimulation par GTH (FSH principalement) induit la sécrétion d'androgènes (testostérone (T) et 11-kétotestostérone (11KT)) chez les mâles et les œstrogènes (œstradiol (E2)) chez les femelles, qui agissent en concomitance avec la FSH dans le contrôle de la gamétogenèse.

On distingue 3 grands groupes de stéroïdes sexuels agissant sur le cycle de reproduction des poissons :

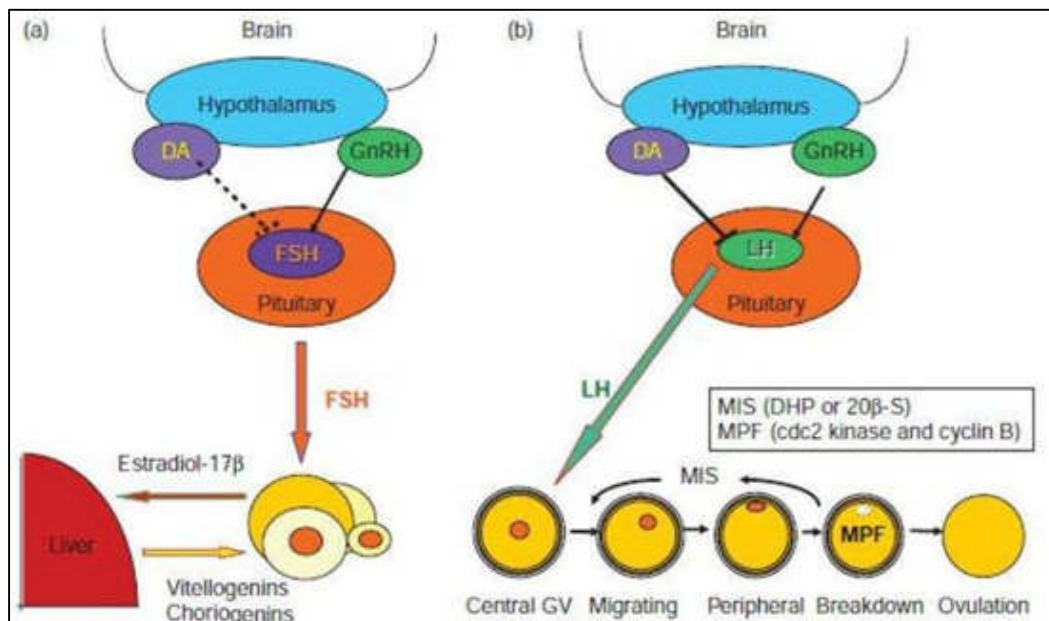
- ✓ Les œstrogènes : 17 $\beta$ -œstradiol chez les femelles.
- ✓ Les androgènes : principalement la testostérone et la 11-kétotestostérone

- ✓ Les progestagènes : 17,20 $\beta$ -P ; 20 $\beta$ S.

### H.1. Contrôle de la maturation ovocytaire et de l'ovulation L'Œstradiol (E2)

Au cours de la vitellogénèse, les cellules de la thèque synthétisent T qui est converti en E2 dans les cellules de la granulosa, par l'action de l'enzyme aromatasase (Hervé M., 2002; Cabrita E. et al., 2009).

L'œstradiol a 2 rôles principaux, l'un dans le développement ovocytaire, et l'autre dans le foie, stimulant la synthèse de la vitellogénine (Cabrita E. et al., 2009). 17,20 $\beta$ -P C'est le principal stéroïde inducteur de la maturation ovocytaire finale chez *H.molitrix* notamment au stade de la cassure de la vésicule germinale. D'autres stéroïdes ont une activité comparable à la 17,20 $\beta$ -P, comme la 20 $\beta$ S, le 5-pregnen-3 $\beta$ , le 17,20 $\beta$ -triol (17, 20 $\beta$ P-S) et le 11 deoxycortisol (17, 21-P) (Hervé M.,2002).



**Figure 4:** Le contrôle endocrinien de la gamétogenèse chez les femelles destéléostéens (Yaron et Levavi-2011)

- Vitellogénèse
- Maturation ovocytaire finale

### H.2. Contrôle de la spermatogénèse et de la spermiation

La testostérone (T), la 11-kétotestostérone (11-KT) et la 17, 20 $\beta$ -P sont les androgènes et le progestagène majeurs produits par les cellules de Leydig (Hervé M., 2002). 11-KT Il est produit par les cellules de Leydig après la stimulation par Les GTH. 11KT va activer les cellules de Sertoli pour produire l'activine B. Ce dernier agit ensuite sur les spermatogonies pour induire une mitose conduisant à la formation de spermatocytes.

Les taux plasmatiques de T et de 11-KT sont élevés pendant les derniers stades de la spermatogenèse et diminuent rapidement après le début de la spermiation (*Nagahama Y., 1994*). 17,20 $\beta$ -P C'est un médiateur stéroïdien testiculaire de la spermiation induite par la gonadotrophine (*Nagahama Y., 1994*).

Il agit au niveau du spermiducte entraînant l'élévation du pH (de 7,5 à 8,0), qui va augmenter la concentration d'AMPc des spermatozoïdes. C'est cet AMPc qui, via une protéine kinase, va permettre la mise en mouvement des spermatozoïdes au moment de leur émission dans l'eau (*Hervé M., 2002*).

#### **IV. La reproduction semi-naturelle**

Généralement les femelles reçoivent une injection hormonale, qui déclenche le processus de reproduction (*FAO, 2018b*).

Les mâles et les femelles sont ensuite rassemblés dans une zone de fraie aménagée pour faciliter la récupération des œufs fécondés.

#### **V. La reproduction artificielle (Hypophysation)**

La stimulation hormonale chez les cyprinidés domestiqués et chez certains autres poissons, vise à augmenter le pourcentage d'ovulation chez les femelles, synchroniser la ponte et augmenter la quantité d'œufs produits par une femelle (*Kucharczyk et al., 1996; 1998; Krejszeff et al., 2009; Szczerbowski et al., 2009; Zarskiet al., 2010*) in (*Targońska K. and Kucharczyk D., 2011*).

Elle consiste à déclencher la ponte d'un lot de poissons à un moment donné souvent décalée par rapport à la période de ponte naturelle, à condition que les géniteurs soient matures (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*).

Toutes les étapes se déroulent dans des conditions bien contrôlées au niveau d'une écloserie (traitement hormonal, stripping, incubation etc.) (*Horvath L. et al., 2015*). De nombreuses préparations peuvent être utilisées lors de l'hypophysation (*Targońska K. and Kucharczyk D., 2011; Schlumberger O. and Girard P., 2013*) :

- L'extrait hypophysaire de la carpe.
- La hCG (human chorionic gonadotropin).
- La LH-RHa : analogue de la GnRH, administrée en association avec des inhibiteurs de la dopamine (dompéridone, métoclopramide, etc.)

On distingue 2 méthodes d'hypophysation :


### **V.1. La méthode humide**

Les gamètes mâles et femelles sont expulsés et déposés dans un récipient rempli à moitié d'eau. L'inconvénient est que les ovules se gonflent et le micropyle se ferme rapidement, ce qui réduit le taux de fécondation.

### **V.2. La méthode sèche**

Elle a été mise au point en 1875 en Russie par Knoch (physiologiste) et Wrasski (pisciculteur) (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*).

On mélange à sec les ovules et la laitance pendant 1-2 min, puis on les rince abondamment avec de l'eau (*Harvey B.J. and Hoar W.S., 1980*).



# CHAPITRE II

## Matériel et méthode

### I. Présentation de site (Ecloserie de BABAR) :

Cette station affiliée au CNRDPA a été créée en 2015 par les techniciens du centre national de recherche pour le développement de la pêche et de l'Aquaculture à Babar à 30km du sud de Khenchela sur une superficie de 500 m<sup>2</sup>.

Son objectif est de produire des alevins de poissons d'eaux douces (carpe commune, grande bouche, argentée, herbivore, sandre, black basse) avec une capacité de production de 10 millions d'unités, la vulgarisation des techniques de reproduction et alevinage en eau douce et la création de 10 postes d'emplois permanents, pour former et cadrer les investisseurs.

Elle produit environ 3 millions d'alevins par an destinés à peupler/repeupler les plans d'eau de onze barrages et retenues collinaires dans l'est et le centre du pays.

Elle est composée de :

- Système d'évacuation de l'eau
- Système d'aération
- Système d'incubation
- 4 bacs de 2.5 m<sup>3</sup> pour la stabulation des géniteurs
- 6 modules d'élevage larvaire (4 auges)
- 4 Bouteilles de zoug
- 4 bassins post-larves de 4m<sup>3</sup> chacun
- Matériel et produits nécessaires pour la reproduction artificielle (loupe binoculaire, table de manipulation, solution physiologique, formol, hypophyse, ovopel).



**Figure 5 :** Situation géographique de l'écloserie de Khenchela.

## II. Matériel expérimental :

Pour la stabulation des géniteurs, 4 bassins en polyéthylène de forme carrée ou rectangulaire de 2.5 m<sup>3</sup> chacun. 4 bassins circulaires de 4 m<sup>3</sup> ont été utilisés lors de l'élevage larvaire et l'alevinage (**Figure 7**). Ce bassin est alimenté en eau via une canalisation avec un débit réduit. Un filtre conçu manuellement est placé au centre du bassin pour éviter la perte des larves/alevins.



**Figure 6 :** Différents bassins utilisés à l'écloserie

Le système d'incubation est composé de 4 bouteilles de Zoug de 9 L et 6 auges de 200 L alimentées d'une eau conditionnée par un circuit ouvert .



**Figure 7 :** Bouteilles de Zoug et auges d'incubation

### III. Reproduction contrôlée et semi-contrôlée

#### III.1. Origine géniteurs

Nous avons utilisé 19 individus du sandre *S. lucioperca* dont 9 femelles, La pêche des géniteurs de *S. lucioperca* été réalisée dans le Barrage de Bouhamdane, et au niveau de la retenue de Zairi dans la wilaya de Sétif. Les différents spécimens de la carpe argenté 12 femelles et 9 males ont été capturés grâce à une barque de pêche équipée d'un moteuret un filet trémail et filet maillant d'une 60 m de longueur et une hauteur de 15 m.

#### III.2. Transport et stockage des géniteurs :

Le transport des géniteurs ramené de Guelma et Sétif vers l'écloserie de Babar a été assuré par un camion vivier rempli d'eau. sous une température contrôlée et équipé par des aérateurs d'oxygène. En outre, nous avons ajouté le sel iodé à une concentration de 30 g/l pour protéger les géniteurs contre le stress et les champignons (*Kaszubowski et al., 2008*).

Une fois arrivé, le transfert des géniteurs vers les bassins de stabulation qui ont été préalablement désinfecté et préparé à l'avance; ses précautions doivent être observées avec prudence tout en maintenant la température de l'eau proche de celle lors du transport. Les bassins sont alimentés en eau par une tuyauterie et équipés d'une vanne pour la vidange. Les poissons sont triés par sexe dans des bassins séparés. Les mâles sont reconnus par la couleur foncée du ventre et par la sortie du sperme suite à une douce pression sur l'abdomen comme il est indiqué précédemment.



**Figure 8 :** Transport des géniteurs du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe argenté (A : camion vivier ; B : désinfection des bassins par le sel).

#### IV. Protocole expérimentale :

##### IV.1. Matériel utilisé :

Le matériel utilisé de notre expérience est mentionné dans le tableau 2 avec le rôle de chaque outil.

**Tableau 2 :** Le matériel nécessaire utilisé de notre expérience et leur utilisation :

Thermostat	Augmenter la température dans les bassins
Valise multi paramètre	Suivi les paramètres physique et chimique
Aérateur	Oxygéner l'eau pendant le déplacement
Hormone(HCG, hypophyse, ovopel, ovaprime)	Induire la ponte
Vivier	Transporter les géniteurs
Mortier	Broyer l'hypophyse
Solution d'anesthésie	Anesthésié les géniteurs de l'opération
Loup	Suivi les développements embryonnaire
Balance GM et PM	Peser les poissons et l'hormone
Nid cathéter	Assurer la reproduction semi artificielle

##### IV.2. Reproduction :

###### A. Induction de ponte :

La réalisation d'une reproduction semi-artificielle ou artificielle nécessite la connaissance des différentes exigences écologiques des espèces afin d'induire la ponte avec réussite. Les principaux paramètres physico-chimiques qui jouent un rôle primordial dans la reproduction du sandre et de la carpe comme se résumant dans le tableau 3.

**Tableau 3 :** Paramètres physicochimiques influençant la reproduction du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe argenté *H.molitrix* (*Kjellman et al., 2003 ; Pollet et al., 2004 ; Pascal et al., 2005 ; Kucharczyk et al., 2007*)

Paramètres	<i>S. lucioperca</i>	<i>H.molitrix</i>
Temperature supportée	10 à 30°C	3 à 35 °C
Temperature de reproduction	14-18°C	à °C
Temperature pour développement embryonnaire	9-24°C	- °C
Oxygène dissous	4-6 mg/l	0,3-0,5 mg/l
Ph	7,2 et 7,8	6,5 et 9,0
Salinité	2,3-3 g/l	5 ‰

### B. Conditionnement et préparation des géniteurs :

Après avoir ramené les géniteurs ; les poissons sont stockés pendant 4h pour le sandres *S.lucio-perca* et la carpe argenté *H.molitrix* , dans des bassins de conditionnement en assurant toutes les conditions favorables de vie et de reproduction avec les prises de mesure des paramètres physico-chimique à l'aide d'un multi-paramètre pour les deux espèces de poissons. Les mâles et les femelles sont stockés séparément pour éviter tous combats des mâles.

Les poissons sont placés un par un dans un bac contenant Eugénol ( $C_{10}H_{12}O_2$ ) comme anesthésiant en respectant 5 ml dans 100 l d'eau; après avoir capturés à l'aide d'un salabre le 08 avril pour le sandre *S. lucio-perca* et le 1 aout pour la carpe argenté *H.molitrix*



**Figure 9 :** Préparation d'un bain anesthésiant pour l'entreposage des femelles et des mâles du sandre *Stizostedion lucio-perca* et la carpe argenté *H.molitrix*

### C. Induction des géniteurs :

Les géniteurs doivent être retirés du bain anesthésiant dès qu'il y a perte d'équilibre et ils sont séchés à l'aide d'une serviette propre et maintenus sur une table de manipulation après avoir pesés afin de calculer la dose de l'hormone utilisée pour chaque individu chez les deux espèces.

Toutes les hormones granulées sont pilées dans un mortier et dissoutes dans une solution de NaCl, à une concentration de 0,9 % avant l'application des injections ; dont 0,2 ml/kg pour l'hypophyse la carpe et 1 ml/kg pour l'ovopel chez les deux espèces. La température de la solution hormonale ne doit pas diffère de la température de l'eau dans laquelle les géniteurs sont conservés à cause du stress. Cependant, le nombre de granulés d'hypophyse et d'ovopel broyés est calculé suite à la formule suivante ; sachant que, les poids moyens des granulés de l'hypophyse et de l'ovopel sont respectivement 3 mg et 4 mg.

**Le tableau 4** : résume les modalités du traitement hormonal recommandées pour les géniteurs des deux espèces

	HCG	OVOPEL	HYPOPHYSE
APPLICATION (fois)	1	1	1
Poid granulé	/	4 mg	3mg
Normes	200-1000 UI/kg	1.2-2.2 pellet/kg	5mg/kg
Dose présente	600UI/kg	1ml/kg	0.2ml/kg

L'injection hormonale a été effectuée lentement en introduisant 2 cm de l'aiguille d'une seringue de 5 ml sous les écailles et non pas à travers, suivant un angle de 45° à mi-distance entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale chez les mâles et au niveau de la nageoire pelvienne chez les femelles chez les deux espèces de poisson.

Après cette opération, un massage délicat est exercé autour du lieu d'injection. Pendant l'injection, les géniteurs deviennent plus calmes ; tout en leur recouvrant la tête par une serpillière humide, il est recommandé de ne jamais les toucher avec les mains nues (*Horvath, 1981*).

Après l'application des injections, les paramètres physico-chimiques de l'eau d'élevage doit être contrôlé chaque heure à l'aide d'un Multi-paramètre chez les deux espèces.



**Figure 10** : Granulés d'hypophyse et HCG .

### C.1. *Stizostedion lucioperca* :

La sélection des femelles du sandre pour l'induction de ponte, doit passer par la vérification du stade de maturation des ovocytes et de l'ovulation car elle permet un meilleur contrôle sur toutes les phases de la reproduction puis de l'élevage larvaire (*Legendre et al., 1996*). Pour ce faire, nous avons utilisé la technique de cathétérisation, ou les prélèvements des ovocytes sont faits par un cathéter une fois avant l'injection hormonale. Les ovocytes ainsi récupérés sont examinés sous une loupe binoculaire pour déterminer les différents stades de maturation selon l'échelle d'El Housni (1988).

Une seule injection a été effectuée pour les deux sexes en avril 2021 (**Figure 11**). Les femelles ont été injectés par voie intra péritonéale à la base de la nageoire pelvienne et dans la musculature dorsale pour les mâles selon l'étude de Korbuly et al.,(2009).

Pour les femelles, 2 hormones différentes ont été utilisées :

L'HCG (Gonadotrophine Chorionique Humaine) : une ampoule de 5000  $\mu$ l diluée dans 8 ml d'eau physiologique afin d'utiliser 600 UI/kg du poids vif des poissons. L'ovopel granulé prêt à l'emploi broyées et homogénéiser dans l'eau physiologique à 0,9 % en respectant la dose de 1 ml/kg.



**Figure 11** : Injection hormonale chez les mâles du sandre *Stizostedion lucioperca* entre le linge latéral et la nageoire dorsale

Après l'injection du sandre, les mâles et femelles ont été gardés dans 4 bassins dans de bonnes conditions de température, de photopériode et d'oxygène.

Avant la remise des géniteurs dans les bassins, des nids fabriqués de gazon artificiel (**Figure 12**) ont été posés sur un cadre placé au fond des bassins (*Horvath, 1981*). Les nids ont

été vérifiés chaque matin tout en contrôlant la température à l'aide d'un multi-paramètre chaque heure.



**Figure 12 :** Bassin avec des nids en gazon artificiel.

### **C.2. Carpe argentée :**

Pour les femelles, la solution à injecter a été préparée à base des hypophyses broyées et homogénéisées dans de l'eau physiologique (0,9%). Quant aux mâles, l'Ovopel a été utilisé (**Figure 13**).

Détermination du nombre de granulés d'hypophyse/ Ovopel à broyer :

- Nombre de granulés = (le poids total de chaque sexe × la dose à injecter) / le poids moyen d'un granulé.
- Poids moyen d'un granulé d'hypophyse : 3mg. Poids moyen d'un granulé d'Ovopel : 4mg.
- Le volume de l'eau physiologique dépend du poids vif des géniteurs (0,2 ml/kg).

Pour les femelles : 5 mg / kg de poids vif de géniteur administrée en 2 injections à 12-24h d'intervalle (*Harvey B.J. and Hoar W.S., 1980; Schlumberger O. and Girard P., 2013*):

- Première injection : 10% de la dose totale.
- Deuxième injection : 90 ou 100% de la dose totale (*FAO, 1982*).

D'après Perès (1983) et Horvath et Coll. (1984) in (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*) l'intervalle entre les 2 injections est estimé à 240-300 dh. Selon ces derniers auteurs, les injections peuvent être effectuées à environ 6h d'intervalle à 26°C.

Pour les mâles : 2 mg / kg de poids vif en une seule injection simultanément avec la 2<sup>ème</sup> injection des femelles (*FAO, 1982; Horvath L. et al., 2015*).

L'injection hormonale a été effectuée lentement en introduisant 2 cm de l'aiguille d'une seringue de 5 ml sous les écailles et non à travers, suivant un angle de 45° à mi-distance entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale.

Après cette opération, un massage délicat est exercé autour du lieu d'injection pour disperser la solution injectée.



**Figure 13 :** Injection hormonale des géniteurs *H. molitrix*

**Tableau 5:** Récapitulatif des doses hormonales injectées chez les femelles *H. molitrix*

Essai	Ordre	Poids* (kg)	Dose d'hypophyse injectée		
			1 <sup>ère</sup> injection (mg) 12h00	2 <sup>ème</sup> injection (mg) 22h00	Volume (ml)
1	1	13,6	7,0	70,0	2,8
	2	8,9	4,5	45,0	1,8
	3	11,7	6,0	60,0	2,4
2	1	14,7	7,5	75,0	3,0
	2	9,6	5,0	50,0	2,0
	3	8,7	4,5	45,0	1,8
	4	15,9	8,0	-	3,2
	5	11,8	6,0	-	2,4
3	1	9,9	5,0	50,0	2,0
	2	9,7	5,0	50,0	2,0
	3	9,8	5,0	50,0	2,0
	4	11,8	6,0	60,0	2,4
	5	6,9	3,5	35,0	1,4

**Tableau 6:** Récapitulatif des doses hormonales injectées chez les mâles *H. molitrix*

Essai	Ordre	Poids* (kg)	Dose d'Ovopel injectée (mg)	Volume (ml)
1	1	9,8	20,0	2,0
	2	8,9	18,0	1,8
	3	5,7	12,0	1,2
	4	8,8	18,0	1,8
3	1	7,6	16,0	1,6
	2	7,9	16,0	1,6
	3	5,8	12,0	1,2
4	1	9,8	20,0	2,0
	2	7,7	16,0	1,6

- Pratiquement et durant le calcul des doses hormonales à injecter aux carpes, le poids des géniteurs était arrondi à un chiffre entier.

#### D. Fécondation :

##### D.1. *Stizostedion lucioperca* :

Après la seule injection, les femelles déposent les œufs sur les nids de gazon d'herbe artificielle puis les mâles les fécondent et assurent à leurs tours la garde des nids comme ils assurent également la propreté et l'oxygénation du nid par la nageoire pelvienne. Après la ponte des œufs, les nids artificiels sont déplacés dans des bacs, tout en assurant les conditions favorables pour l'incubation jusqu'à la naissance des futurs sandrillons.

Le calcul de la fécondité absolue du sandre se fait selon le pourcentage de couverture des nids par les œufs et la mesure du nombre moyen des fils du gazon ainsi que des œufs dans chaque fil.



**Figure 14 :** Nid artificiel du sandre *Stizostedion lucioperca* avant l'éclosion.

### D.2. Carpe argenté :

Les géniteurs sont maintenus au calme, et l'ovulation se produit à 210-220°h chez la carpe argentée après la 2<sup>ème</sup> injection (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*). La durée entre l'injection et le stripping a été calculé en (dh) par prise de mesure de la température chaque 1h d'intervalle.

**Tableau 7:** Intervalle entre les injections et le stripping des femelles *H. molitrix*

Essai	Intervalle entre 1 <sup>ère</sup> et 2 <sup>ème</sup> injection (dh)	Tm (°C)	Intervalle entre 2 <sup>ème</sup> injection et stripping (dh)	Tm (°C)
1	244,8	24,5	220,5	24,4
2	255,7	25,5	220,2	24,3
3	242,8	24,3	223,1	24,7
4	252,9	25,3	224,4	24,9

#### ➤ Prélèvement des ovules

Les femelles anesthésiées sont placées l'une après l'autres sur la table de manipulation. À l'aide d'une serviette propre, chaque sujet est séché doucement, le maintenant en position inclinée la tête vers le haut et l'orifice génital vers un récipient désinfecté et sec. Puis, une légère

pression est exercée en trainant délicatement les doigts de la région antérieure de l'abdomen jusqu'à l'orifice génital, et l'opération se répète plusieurs fois.



**Figure 15 :** Extraction des ovules chez *H. molitrix*

➤ **Prélèvement de la laitance**

De la même façon, la laitance de 2 ou 3 mâles a été recueillie dans un même récipient contenant les ovules d'une femelle. Pour la carpe, la laitance est récupérée d'abord dans un verre puis versée dans un récipient contenant les ovules.



**Figure 16 :** Extraction de la laitance chez *H. molitrix*

Les gamètes ont été mélangés dans un récipient à sec avec la main pendant 2 min sans rajouter la solution fécondante ; par la suite, 2 volumes d'eau ont été rajoutés en remuant pendant 15 avec renouvellement d'eau chaque 5 min.



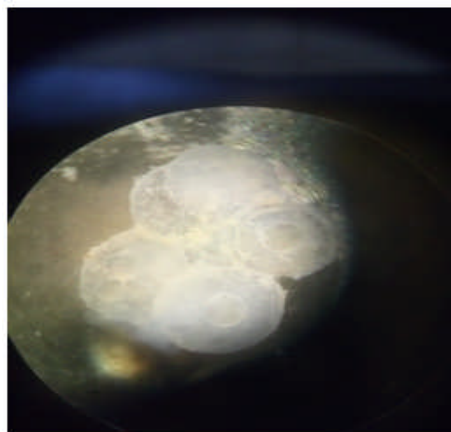
**Figure 17** : Insémination artificielle chez la carpe argentée.

A : Mélange des gamètes    B : Ajout de l'eau    C : Remuer pendant 15 min

### ➤ Incubation et éclosion

L'incubation des œufs fécondés de *S. lucioperca* est réalisée dans des bacs entre 14 et 16°C, en plus d'une surveillance régulière de la qualité des œufs pour retirer les œufs blancs par siphonage chez les deux espèces.

Le développement de l'œuf est un processus rapide qui passe du gonflement de l'œuf à la morphogénèse embryonnaire. Pour assurer aux larves une survie, dans de bonnes conditions, il est nécessaire de prendre soin des œufs, au cours des différents stades de développement en les plaçant dans les incubateurs appropriés (Woynarovich et Horváth, 1981). Un prélèvement chaque 4h a été effectué pour la détermination des stades de développement embryonnaire chez les deux espèces et afin de calculer le taux de fécondation, nous avons compté dans un 1 g d'œuf après 20 h d'incubation, les œufs fécondés (marrons) et non fécondés (blanches) en visualisant les œufs à l'œil nu pour calculer le taux de la fécondation selon la formule suivante :



**Figure 18** : Première heure d'incubation des œufs du sandre *Stizostedion lucioperca* dans des bacs sous la loupe

Par contre chez la carpe argentée, elle a lieu dans 24 h seulement à une température de 24°C.

Pour estimer le taux d'éclosion la formule déclarée par NACA (1998) a été utilisée :

$$T_{\text{éclosion}} = (N_t \times 100) / N_f$$

$N_t$  : Nombre total des larves écloses  $N_f$  : Nombre d'œufs fécondés

Une méthode volumétrique qui consiste à calculer le nombre des larves  $N_0$  dans un volume échantillonné  $V_0$  ( $V_0 = 0,2$  L) a été adoptée.

Le nombre total des larves écloses dans le volume total  $V_t = 200$  L est calculé selon la règle suivante :

$0,2$  L  $\rightarrow N_0$

$V_t \rightarrow N_t \quad N_t = (N_0 \times V_t) / 0,2$

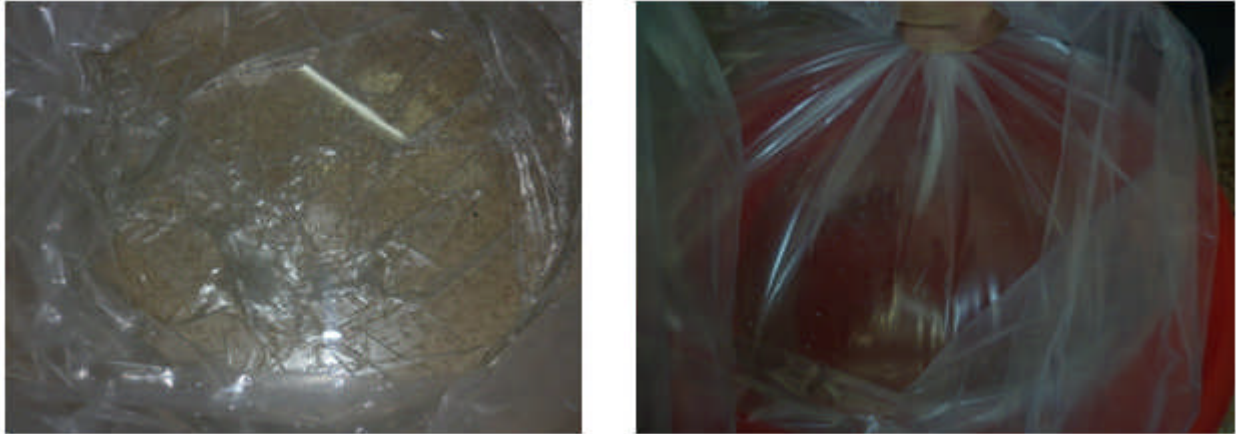
#### ➤ Elevage larvaire et alevinage

Le transfert des larves de la carpe argentée vers les bassins post-larves a été effectué après 30h de l'éclosion. Ces bassins sont alimentés par l'eau de la retenue via un circuit ouvert. Après la résorption des réserves vitellines (60-70 dj), les larves peuvent consommer leur première nourriture exogène (*Schlumberger O. and Girard P., 2013*). A partir du 4<sup>ème</sup> jour, un jaune d'œuf cuit et lyophilisé dans 0,5 L d'eau a été distribué sur plusieurs reprises à 2 h d'intervalle durant la journée.



**Figure 19** : Elevage et alimentation des larves

A l'âge de 15 jours, les larves sont transférées dans des sacs en plastique injectés d'oxygène pur vers des étangs d'alevinage -préalablement fertilisés- d'une ferme aquacole privée.



**Figure 20 :** Préparations pour le transfert des larves

La prise de mesures durant l'incubation (chaque 1h pour la température) a été effectuée à l'aide d'un thermomètre, pH-mètre et un oxymètre.

**Tableau 8:** Température optimale et durée d'incubation des œufs

Espèce	Durée de l'incubation	Température optimale (°C)	Bibliographie
Carpe argentée	24-32 h	22-24	(Schlumberger O. and Girard P., 2013)
	14-17 h	28-30	(Yu et al., 1973) in (Bruslé J. and Quignard J.P., 2001)



# CHAPITRE III

## Résultats et discussion

## Résultats et discussion

### I. Sandre

Après l'injection hormonale 2 nids artificiels donnent des résultats positifs, en avril 2021 à températures moyennes sont indiquées aux tableaux 9 et 10 et dans les annexes les valeurs respectives aux températures de 15,81°C, 16,33 °C, 15,66 °C et 15,75 °C dans les 4 bassins (**Tab1 annexe 1**).

Une augmentation progressive de la température moyenne de chaque bassin en fonction du temps avec une valeur moyenne maximale de 17 °C enregistrée dans le 4<sup>ème</sup> bassin.

Dans les trois essais on a utilisé huit nids, seulement deux nid ont donné des résultats positifs malgré tous les efforts effectués depuis le choix des géniteurs jusqu'à la manipulation mais le facteur de stress physique reste un inconvénient principale dans l'opération.

### II. Carpe argentée

**Tableau 9:** Réponse à la stimulation hormonale chez les mâles *H. molitrix*

Essai	Ordre	Poids (kg)	Réponse
1	1	9,8	Positive
	2	8,9	négative
	3	5,7	Positive
	4	8,8	Positive
2	1	7,6	Positive
	2	7,9	Positive
	3	5,8	Positive
3	1	9,8	Positive
	2	7,7	Positive

**Tableau 10:** Réponse à la stimulation hormonale chez les femelles *H. molitrix*

Essai	Ordre	Poids* (kg)	Réponse
1	1	13,6	Negative
	2	8,9	Positive
	3	11,7	Négative
2	1	14,7	Négative
	2	9,6	Négative
	3	8,7	Positive
	4	15,9	Négative
	5	11,8	Négative
3	1	9,9	Négative
	2	9,7	Positive
	3	9,8	Positive
	4	11,8	Négative
	5	6,9	Négative

La réponse à la stimulation hormonale qui a dépassé 90% chez les mâles peut être

expliquée par leur résistance relative au stress comparativement aux femelles.

La réponse des femelles était de 30,4%. Ce résultat jugé très faible, en comparant avec celui de **Schlumberger O. et Girard P. (2013)** et de **Horvath *et al.* (2015)** qui varie entre de 60 à 80%, peut être expliqué par la sensibilité au stress, la stérilité et la non- maturation de la plupart des femelles.

Il est à noter que certaines femelles ont développé une membrane péritonéale (sorte de barrière appelée bouchon) au niveau de l'orifice génital (**Figure 28**), qui empêche la collecte des ovules. Cette barrière est probablement provoquée par le stress.



**Figure 21:** « Bouchon » chez deux femelles *H. molitrix*

### III. Estimation de la production des ovules

#### III.1. Le sandre

Les femelles de sandre *S. lucioperca* pondent leurs œufs dans des nids artificiels d'une superficie moyenne  $267,62 \pm 42,76 \text{ cm}^2$  et les recouvrent à des pourcentages différents qui varient de 60 % à 90 %. avec des moyens rudimentaires, mais les conditions climatiques externes imposent et dictent l'adoption de la technique de reproduction semi artificiel pour l'obtention d'alevins de l'espèce considérée.

#### III.2. Carpe argentée

Théoriquement, 900 à 1.000 ovules sont estimés pour 1g d'ovules produits (**Schlumberger O. and Girard P., 2013**).

Pratiquement, les résultats suivants ont été obtenus par la méthode volumétrique :

- Essai 1 : 1 ml → 620 ovules
- Essai 2 : 1 ml → 540 ovules
- Essai 3 : 1 ml → 575 ovules

Le **Tableau 10** récapitule le poids, le volume et le nombre d'ovules estimé théoriquement et pratiquement durant les 4 essais.

**Tableau 11:** Poids et nombre d'ovules produits chez la carpe argentée

Essai	Poids de femelles (kg)	Poids d'ovules (g)	Nombre d'ovules	
			Théoriquement	Pratiquement
1	8.7	150	150000	140000
2	8.9	200	200.000	190.000
3	9.7	300	300.000	277.000
	9,8	100	100.000	88.750

L'écart moyen calculé (173.084 ovules) entre les résultats obtenus des essais 1,2 et 3 par les deux méthodes d'estimation de la production des ovules (théorique et pratique) peut renseigner sur la certitude de la méthode théorique qui reflète les résultats réels ; par conséquent, les résultats obtenus par la méthode pratique et théorique ont été adoptés.

#### IV. Conditions d'incubation

Pour des raisons scientifiques on a essayé de mettre le premier nid dans l'incubation contrôlée qui se déroule normalement en sept jours à 16°C. mais les résultats sont décourageants, raison pour laquelle, l'on a adopté l'ensemencement direct dans le milieu naturel, par manque de moyens de renouvellement d'eau à une température limite supportable par l'espèce, pour assurer un pourcentage d'incubation appréciable.

La maîtrise du protocole d'élevage pour la carpe argentée bloqué toujours par le même facteur de stabilisé la température de l'eau durant les 24h mais reste limité par apport au cas du sandre qui se déroule durant une période assez longue (**7 jours**).

**Tableau 12:** Conditions d'incubation des œufs de la carpe argentée

Paramètre	Essai 1	Essai 2	Essai 3
T (°C)	23,7±0,6	23,6±0,4	23,6±0,5
Débit de l'eau (L/min)	0,7	0,6	0,6

Les résultats figurant au Tableau 12 sont des valeurs moyennes.

Concernant le débit de l'eau, les valeurs citées au (**Tableau 11**) ont été enregistrées au moment de la mise en incubation des œufs. Le débit doit être régulé au fur et à mesure avec le développement embryonnaire et larvaire, afin de maintenir les œufs en suspension et d'assurer les concentrations convenables en oxygène dissous.

Pour le dosage des nitrites, nitrates et l'ortho-phosphate, un échantillonnage a été effectué à l'aide des flacons de 250 ml en plastiques/verre pendant l'adaptation des géniteurs, après injection et durant l'incubation des œufs.

Cependant nous étions limités par le temps et la disponibilité des réactifs indispensables au dosage, qui n'a pas été effectué. Aucune mauvaise odeur n'a été signalée ce qui denote la bonne qualité vis-à-vis de la concentration des composés azotés notamment l'ammoniac.

A l'écloserie, les valeurs du pH et la concentration en oxygène dissous de l'eau de l'incubateur n'ont pas été mesurés (Appareils de mesure indisponibles durant la période d'expérience).

#### V. Traitement antifongique

Les traitements effectués au bleu de méthylène et au formol étaient efficaces.

Aucun développement de champignon n'a été signalé.

Selon nos observations durant le stage et pour réussir la phase d'incubation, nous préconisons de respecter :

- Les doses utilisées lors du traitement antifongique et/ou antiparasitaire,
- Les taux du renouvellement d'eau,
- L'intervalle entre les traitements,
- En plus, disposer d'une eau de bonne qualité.

#### VI. Estimation du taux de fécondation

Pour le calcul la fécondation absolue on a divisé les nids comme des matrices de 5 cm<sup>2</sup> pour faciliter le comptage, des ovules fécondés les résultats figurent au tableau 13

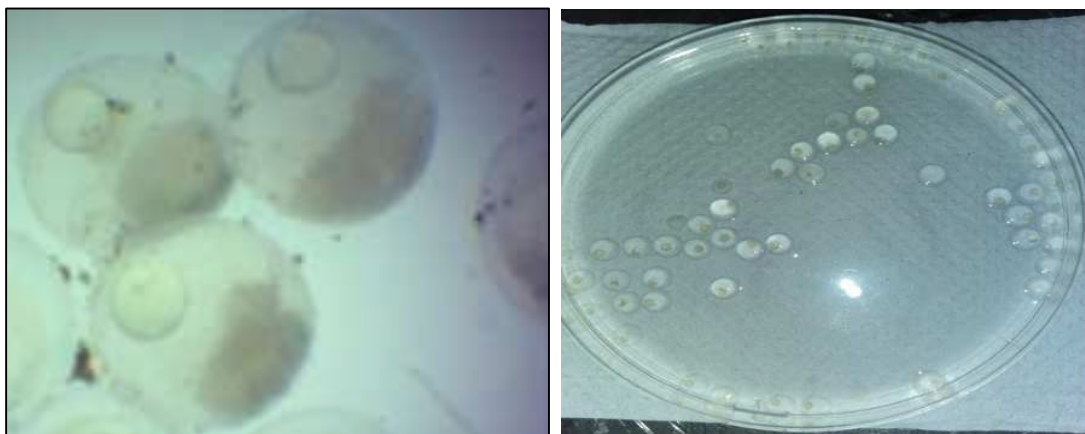
**Tableau 13** : Fécondité absolue et relative du sandre *Stizostedio lucioperca* selon nombre de fils dans chaque nid ( NF : nombre fils dans 5 cm<sup>2</sup> ; NO : nombre des œufs ; C : pourcentage de couverture des nids ; S : superficie des nids ; Fa : fécondité absolue ).

Nid positive	n°1	n° 2
NO/F	7	5
NF (5 cm <sup>2</sup> )	200	200
C (%)	90	80
NO/5 cm <sup>2</sup>	1400	1000
S (cm <sup>2</sup> )	370	264
Fa (œufs)	74000	52800



**Figure 22** : Observation sous des œufs fécondés sous microscope optique d'un grossissement (X10) de *Stizostedio lucioperca*.

Dans le cas de carpe argenté, vu que la répartition des œufs des carpes dans l'incubateur n'est pas homogène, la méthode volumétrique n'était pas représentative. Pour estimer le taux de fécondation, un échantillon de 50 ml a été prélevé après 3-4h d'incubation, et la détermination du nombre des œufs fécondés a été effectuée suite à l'observation à l'œil nu (Une répétition du dénombrement à l'aide d'une loupe binoculaire pour s'assurer du résultat) .



**Figure 23** : Observation sous microscope optique d'un grossissement (X 10) et comptage des œufs fécondés.

Pour chaque lot, l'opération a été répétée 3 fois (prélèvements réalisés sur différents niveaux de l'échantillon) et la moyenne a été considérée comme étant le taux de fécondation. Par exemple, lors du premier prélèvement du 1<sup>er</sup> essai les résultats obtenus sont les suivants

- Le nombre d'œufs échantillonné : 127.
- Le nombre d'œufs fécondés : 38.
- Le taux de fécondation =  $(38/127) \times 100 = 29,9\%$ .

**Tableau 14:** Détermination des taux de fécondation chez la carpe argentée

Essai	1	2	3
Prélèvement 1	29,9	2,2	93,6
Prélèvement 2	20,9	0,9	90,1
Prélèvement 3	18,6	0,5	72,7
Taux de fécondation (%)	23,1 ± 4,5	1,2 ± 0,7	85,5 ± 8,5
Nombre d'œufs fécondés (N <sub>f</sub> )*	126.126	4.617	159.885

le Calcul a été fait à partir du nombre total d'œufs, en utilisant le taux de fécondation obtenu.

Des résultats très variables sont enregistrés. Le faible taux signalé lors du 1<sup>er</sup> essai (23,1%) peut être dû à la qualité médiocre des gamètes, tandis que le faible taux du 2<sup>ème</sup> essai peut être expliqué par la quantité importante d'eau extraite lors du stripping.

Le meilleur résultat a été obtenu lors du 3<sup>ème</sup> essai, avec un taux de fécondation de 85,5% qui est satisfaisant et se rapproche de celui obtenu par **Schlumberger O. et Girard P. (2013)** qui varie de 70 et 90%. notre résultat reflète la maîtrise des étapes clés de la reproduction artificielle (traitement hormonal, stripping, insémination artificielle et incubation).

selon les résultats figurant aux **Tableaux 11 et 13**, les femelles de la carpe argentée de tailles petites à moyennes (entre 6,9 et 9,9 kg) montrent les meilleurs rendements lors du stripping avec une meilleure qualité d'œufs en terme de fécondation.

## VII. Développement embryonnaire

le développement embryonnaire Durant l'incubation, le cycle embryonnaire se poursuit à l'abri de l'enveloppe de l'œuf, que les larves finiront par briser au moment de leur éclosion.

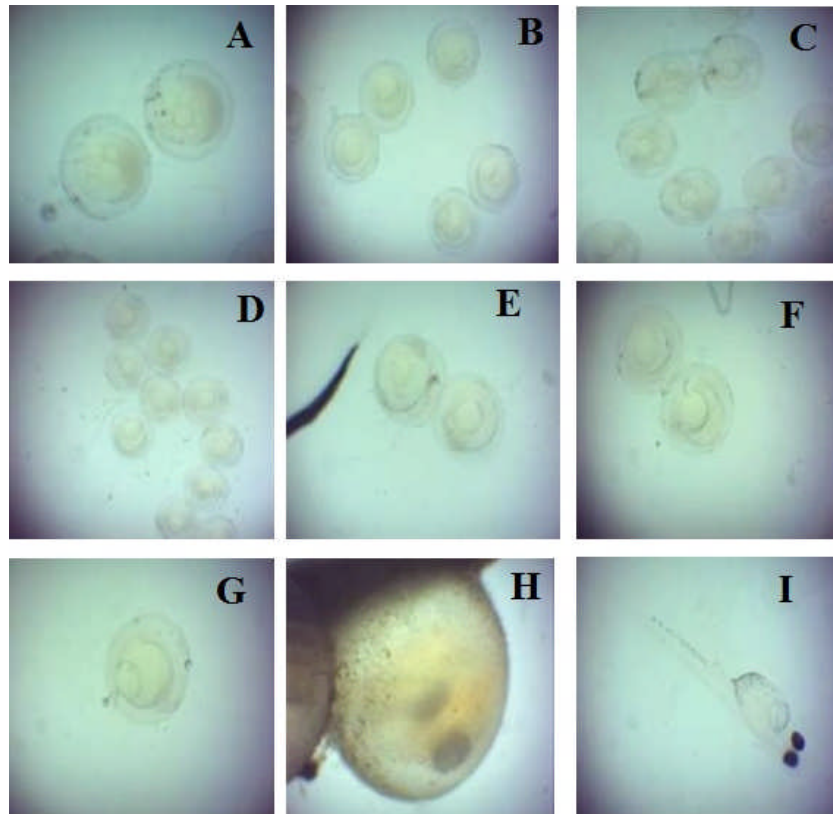
Les cellules embryonnaires dérivent de l'œuf fécondé par une série de divisions cellulaires qui donnent naissance à un arrangement stéréo-typique de cellules appelées blastomères et puis commence le développement embryonnaire.

Comme chez tous les autres poissons, la phase embryonnaire du sandre *S. lucioperca* et la carpe argenté *H. molitrix* commence au moment de la fécondation de l'œuf.

Elle est caractérisée par une nutrition (endogène) de l'embryon à partir du vitellus et se répartit en trois sous phases :

La phase de clivage recouvre le début du développement embryonnaire ainsi que les stades morula, blastula et gastrula jusqu'au début de l'organogenèse, la phase embryonnaire commence

lorsque l'organogenèse est initiée et s'arrête une fois l'éclosion achevée. la phase éleuthéro embryonnaire prend effet après l'éclosion et dure jusqu'à la fin de la résorption de la vésicule vitelline et le début de l'alimentation exogène.



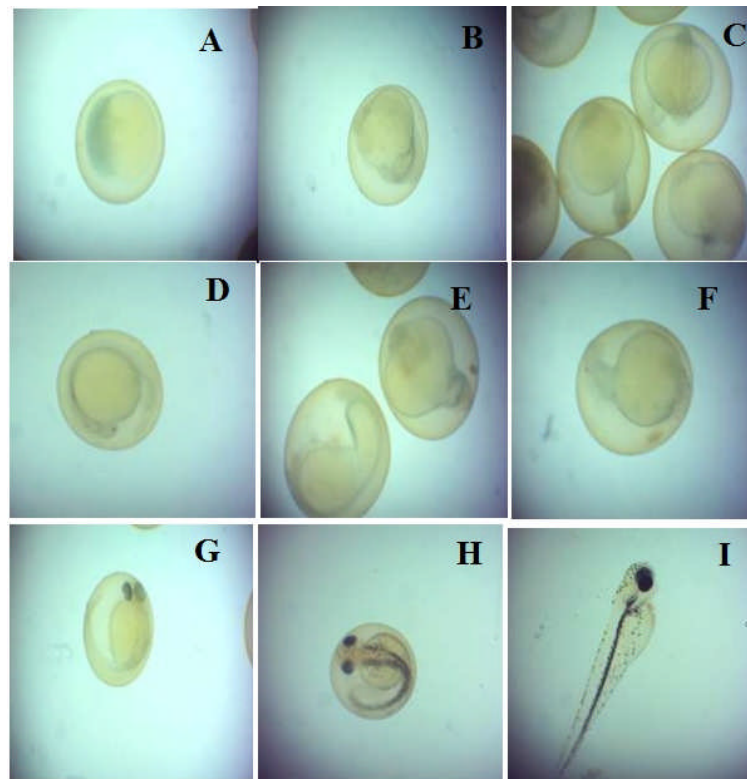
**Figure 24 :** Différents stades de développement embryonnaire du sandre *Stizostedion lucioperca* (A Stade morula ; B : blastule ; C : gastrula ; D : fermeture du blastopore ; E : début différenciation des axes embryonnaire ; F : formation des premiers somites ; G : stade de première mouvement ; H : avant éclosion ; I : Larve éclosse).

#### ➤ Carpe argentée

Durant l'incubation, les œufs passent par 3 étapes principales :

- 1) Gonflement de l'œuf : une fois dans l'eau, les œufs des carpes chinoises se dilatent très fort et peuvent atteindre 3,7 à 5,6 mm de diamètre (**FAO, 1982**). Ce gonflement très rapide se termine après 30 à 50 min, et le pôle animal apparaît à la partie supérieure du vitellus.
- 2) Division cellulaire : A partir d'une seule cellule, le pôle animal se subdivise en 32 cellules après une série de divisions cellulaires. Cette dernière continue pour produire un blastoderme en plusieurs couches à la fin de la phase morula. Les étapes blastula et gastrula se succèdent pour aboutir à l'envahissement de la surface du vitellus par le pôle animal jusqu'à la fermeture du blastopore.

3) Développement de l'embryon : L'embryon apparaît finalement et on peut distinguer la queue, la tête et les yeux. On peut même observer les battements du cœur. Par la suite, l'embryon se transforme en larve, brise la coquille et éclot.



**Figure 25 :** Différents stades de développement embryonnaire de la carpe argenté *H.molitrix* (A : Stade morula ; B : blastule ; C : gastrula ; D : fermeture du blastopore ; E : débutdifférenciation des plastes embryonnaire ; F : formation des premiers somites ; G : stade de première mouvement ; H : avant l'éclosion ; I : Larve éclos).

#### VIII. Estimation du taux d'éclosion

Lors de la résorption du sac vitellin le début de phénomène de cannibalisme a été observé à l'aide d'une loupe binoculaire. Nos ajouteront des rotifères dans les aquariums, Après 48h de la phase éclosion, une stabilité de la mortalité est remarquée



**Figure 26 :** Cas de Cannibalisme chez le sandre *Stizostedion lucioperca* et lors de la résorption du sac vitellin.

L'éclosion a eu lieu après 28 h d'incubation lors du 2ème et 3ème essai à une température moyenne de 23,7 et 23,6°C respectivement. En effet, l'éclosion des carpes chinoises est rapide et ne dure que 2 à 4 h selon FAO (2005).

Rappel : T<sub>éclosion</sub> = (N<sub>t</sub> × 100) / N<sub>f</sub> sachant que N<sub>t</sub> = (N<sub>0</sub> × V<sub>t</sub>)/0,2

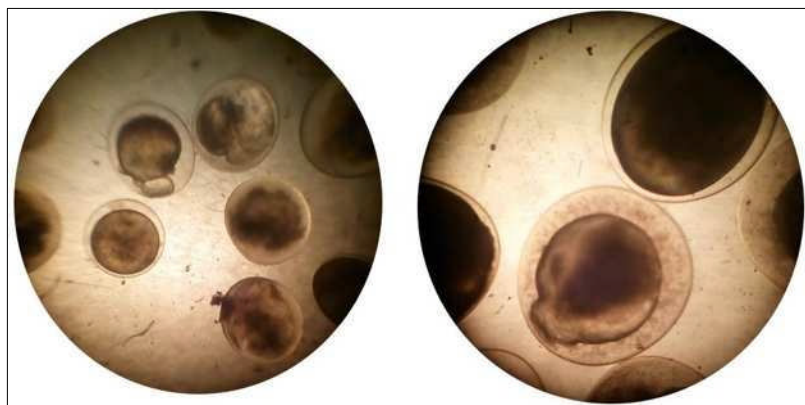
- ✓ N<sub>t</sub> : Nombre total des larves dans 200 L
- ✓ N<sub>0</sub> : Nombre des larves dans 0,2 L
- ✓ N<sub>f</sub> : Nombre d'œufs fécondés

**Tableau 15** : Estimation des taux d'éclosion chez la carpe argentée

Essai	1	2	3
N <sub>0</sub>	79	0	115
N <sub>t</sub>	79.000	0	115.000
N <sub>f</sub>	126.126	4.617	159.885
Taux d'éclosion (%)	62,6	0	71,9

Les résultats obtenus lors du 1ème et 3ème essai avec des taux d'éclosion de 62,6% et de 71,9% sont très satisfaisants en comparant avec ceux de Schlumberger O. and Girard P. (2013) qui varient entre 55 et 65%.

Lors du 2ème essai, le taux d'éclosion était nul suite à un blocage des œufs fécondés aux premiers stades de développement embryonnaire; cela peut renseigner sur une qualité médiocre des ovules affecté probablement par l'âge de la femelle.



**Figure 27** : Œufs bloqués lors du 2ème essai de la carpe argentée *H.molitrix*

Selon FAO (2005), la consommation d'oxygène après le stade embryonnaire de l'émergence du bourgeon de la queue, augmente brusquement du double du volume consommé pendant les stades antérieurs pour arriver à son pic 68 h après l'éclosion. De manière que les

larves ne souffrent pas d'une déficience en oxygène, l'auge d'incubation et le bassin post-larves ont été équipés d'une pompe à air.

Il est à noter que durant l'incubation, l'éclosion et l'élevage larvaire, les œufs et les larves étaient vulnérables aux attaques des copépodes ayant été introduit par l'eau non-traitée de la retenue via le circuit ouvert.

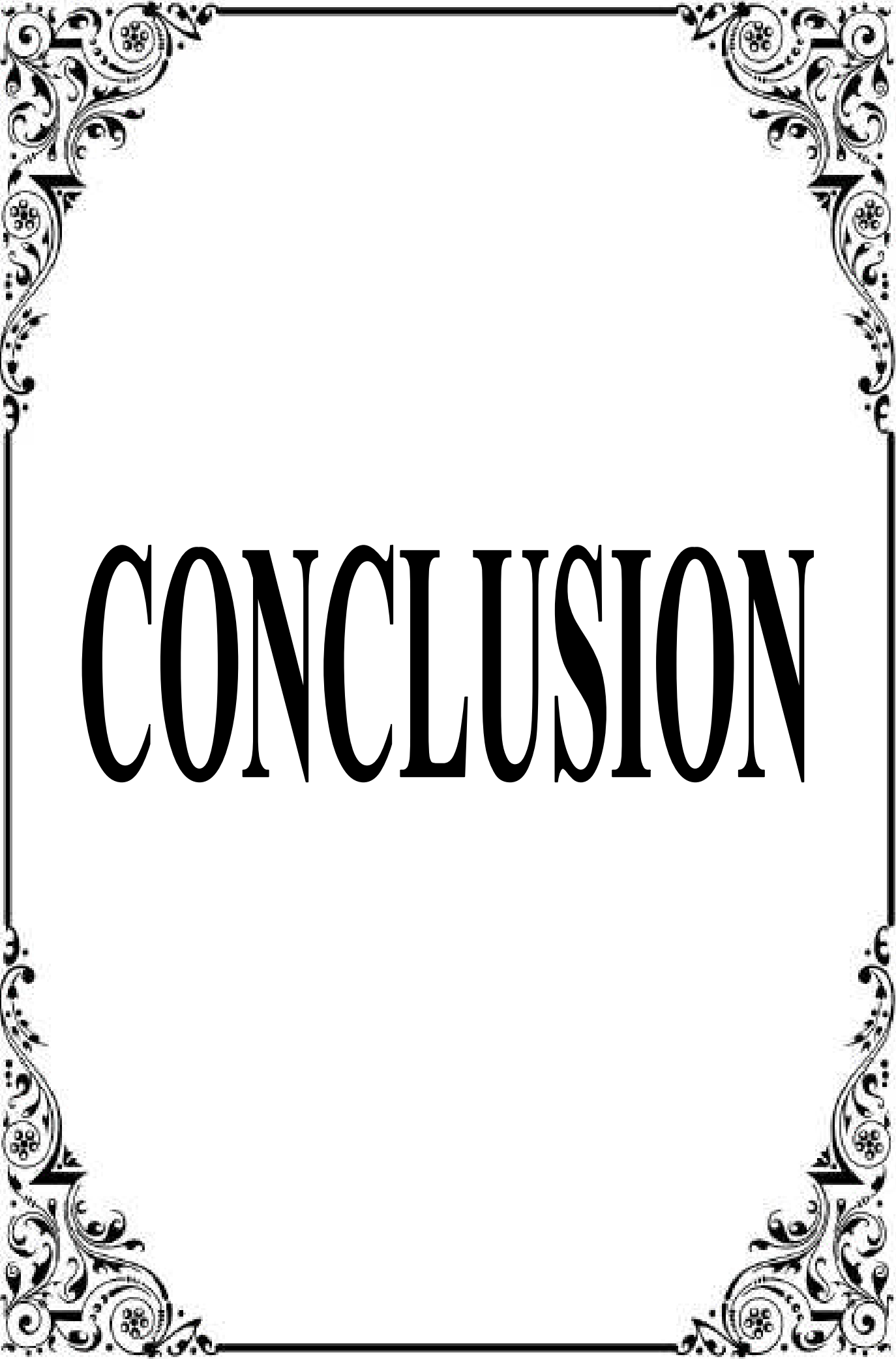
### IX. Elevage larvaire et alevinage

Après l'éclosion, 2 types de mouvements sont distingués : dans un premier temps une nage verticale, permet aux larves de remplir leurs vessies natatoires, par prise d'air à la surface. Après un certain temps (2 à 3 jours), les larves ont développé leurs organes et pouvaient nager horizontalement comme le font les sujets adultes.

cela dure que 60 à 70dj (*Schlumberger O. and Girard P., 2013; FAO, 2018b*). Cette période est caractérisée par le développement des organes alimentaires et respiratoires et la diminution progressive de la taille du sac vitellin jusqu'à sa disparition. La durée de cette période dépend essentiellement de la taille initiale du sac vitellin et de la température de l'eau qui vont affecter la vitesse de développement des larves.



**Figure 28:** Larves de 10 jours de la carpe argenté *H. molitrix*



# CONCLUSION

**Conclusion :**

Cette étude est le fruit de plusieurs semaines sur le terrain, et d'échanges scientifiques et techniques auprès des aquaculteurs, techniciens et ingénieurs qualifiés et expérimentés, dans la station de pêche continentale Babar.

Au niveau de l'écloserie de Babar où se sont déroulés les essais de la reproduction artificielle d'*H. molitrix*, et *S. lucioperca* plus de 90% des mâles ont répondu favorablement au traitement hormonal contre 40 % chez les femelles ; qui est jugé inférieur par rapport à celui obtenu par **Schlumberger O. and Girard P. (2013)** (entre 60 et 80%). Les meilleurs résultats obtenus dans notre étude étaient de 85,5% comme taux de fécondation et de 71,9% comme taux d'éclosion ; résultats jugés satisfaisants comparativement aux ceux de l'auteur su-cité qui variaient entre 70 et 90% en terme defécondation, et entre 55 et 65% en terme d'éclosion.

La réussite de la reproduction artificielle et l'élevage des premiers stades larvaires des poissons d'eaux douces est le résultat d'une démarche scientifique couplée à des méthodes pratiques convenables, reposants sur la connaissance de la biologie de la reproduction et la maitrise des différentes **étapes de l'hypophysation**.

La maitrise de cette méthode est la solution pour contenir les importations coûteuses à protéger la faune aquatique et les ressources génétiques locales de transferts d'entités pathogènes.

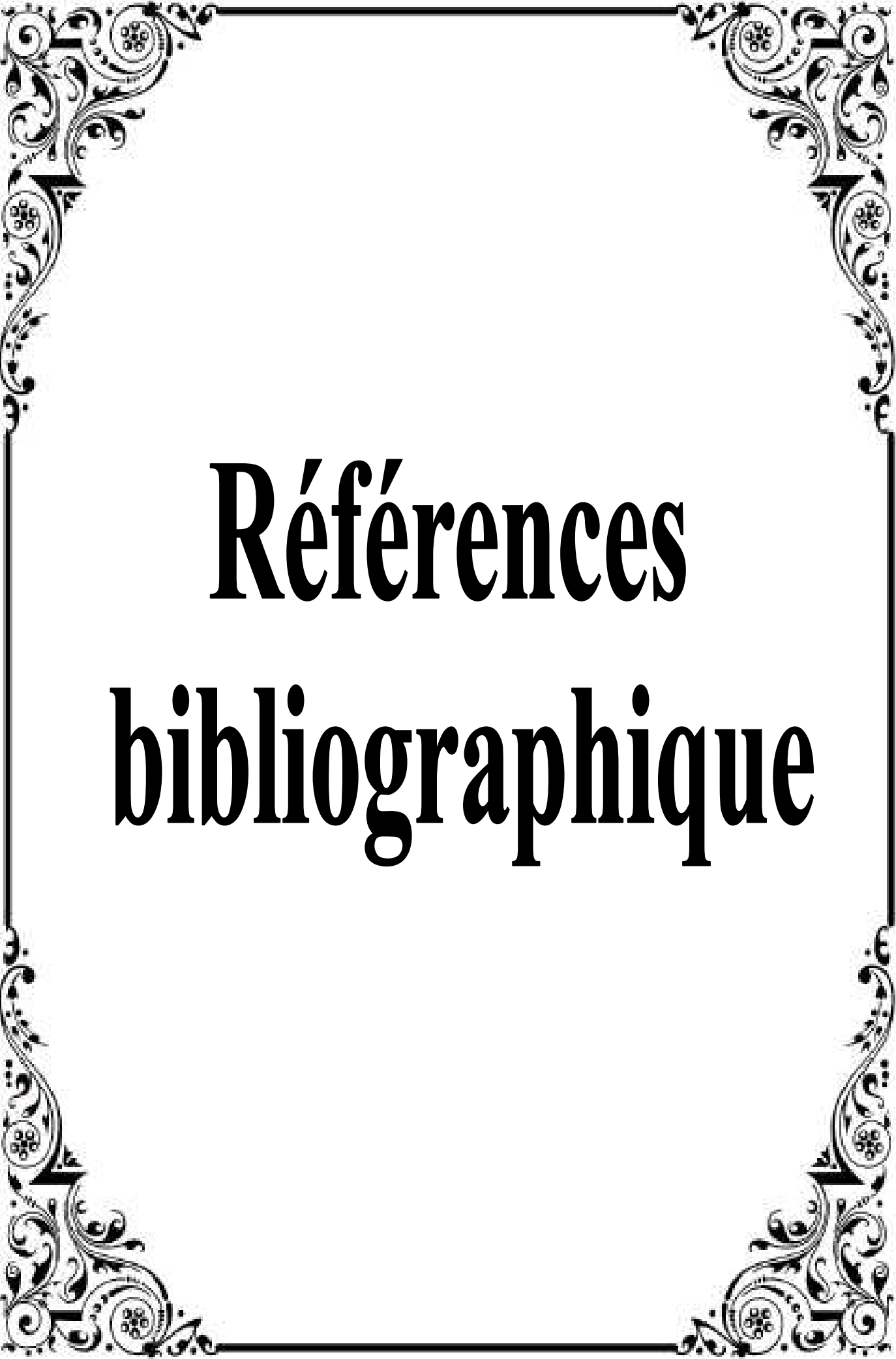
La réalisation de notre projet a été limitée par des contraintes (non-coopération de nombreuses institutions et établissements aquacoles publiques et privés) qui ont engendré des retards pour initialiser et perfectionner ce travail de recherche. De plus, le prix, le manque ou la non-disponibilité des géniteurs d'origine sûre, d'extraithypophysaire ou autres hormones sur le marché national demeure le grand souci tant pour les étudiants que les petits éleveurs , la pêche et le transport des géniteurs du barrage jusqu'à l'écloserie ont créé des dépenses et efforts supplémentaires et la mobilisation de toute une équipe et véhicules durant l'opération ; ainsi que l'absence d'un système de filtration mécanique et biologique efficace, et d'une unité de thermorégulation ont affecté certainement la phase d'incubation et d'éclosion.

Il est recommandé de créer des stocks de géniteurs dans des étangs ou des raceways à proximité de l'écloserie et de la ferme expérimentale afin d'assurer l'origine et de suivre l'historique des sujets. La carpe argentée est une espèce typiquement nerveuse, et durant la stabulation, les géniteurs ont tendance à sauter et risquent de s'échapper hors des bassins ; ce qui amène à prendre quelques précautions comme les filets pour couvrir les bassins. Une écloserie

---

doit être équipée d'un module de thermorégulation et d'un système de filtration performant assurant ainsi une eau d'une meilleure qualité.

Une étude de faisabilité combinée à une autre étude technico-économique peut être envisagée afin de déterminer la rentabilité d'un projet aquacole pratiquant l'élevage des cyprinidés, en adoptant la méthode sèche lors de l'insémination artificielle.



# Références bibliographique

**A**

- Amara, R., Laffargue, P., Dewarumez, J.M., Marinyak, C., Lagardere, F. & Luczac, C., 2001. Feeding ecology and growth of O-group flatfish (sole, dab and plaice) on a nursery ground (southern bight of the Nord Sea). *J. Fish. Biol.* 58: 788-803.
- Anonyme, 2013. Données du Centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture.

**B**

- Barnabe G., 1991 base biologique et écologique de l'aquaculture. Vol.1,2 éd Tech et Doc. Lveisres. P564.
- Belaifa, B., 2011. Contribution à l'étude du régime alimentaire du sandre *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758), dans trois systèmes lacustres algériens (W. Boumerdès, Skikda et Ain Defla). Mémoire de Magister. Université des sciences et de la technologie Houari Boumedianne. Algérie. 54 p.
- Berg, L.S., 1958. System der rezenten und fossilen Fisharten und Fische. VEB Verlag der Wissenschaften, Berlin.
- Billard R. 1979 la gamétogenèse, le cycle sexuel et le contrôle de la reproduction chez les poissons téléostéens, bulletin français de pisciculture, N 273, pp. p118-136.
- Billard R. 1995 les carpes biologie et élevage .INRA, Paris.
- Billard, R., 1997. Les poissons d'eau douce des rivières de France. Identification, inventaire et répartition des 83 espèces. Lausanne, Delachaux & Niestlé, 192p.
- Bolotova, N.L., Zuyanova, O.V., Zuyanov Y.A. & Shitova, S.V., 1995. Acclimatization of Zander, *Stizostedion lucioperca*, and its incorporation into the food chain of Lake Vozhe. *J. Ichthyol.* 35(7):122-142.
- Bouamra, A., 2011. Etude de la croissance du sandre *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758), dans trois systèmes lacustres Algériens (Ain Defla, Boumerdès et Skikda). Mémoire de Magister. Université des sciences et de la technologie Houari Boumedianne. Algérie. 50p.
- Bouamara A., Belaifa B., Attou F., Arab Y.L et Arab A. 2013. Comparaison de la croissance du sandre *S.lucioperca* (L., 1758) dans deux étages bioclimatique différents U.S.T.H.B. Faculté des sciences biologique, Laboratoire Dynamique Biodiversité, Alger-Algérie, pp184-190.
- Breder, C.M. & Rosen, D.E., 1966. Modes of reproduction in fishes. T.F.H. Publications, Neptune City, New Jersey. 941 p.

- Bruslé, J. & Quignard, J.P., 2001. Biologie des poissons d'eau douce européens, Lavoisier. Paris, p. 625.

### C

- Cabrita E., Robles V. and Herraéz P. (eds) 2009 Méthodes in reproductive aquaculture : Marine and fresh water species. Technique. Edited by Lavoisier.
- Cavender, T.M., 1991. The fossil record of the Cyprinidae. P. 34-35. In I.J. Winfield and J.S. Nelson (eds.) Cyprinid fishes: systematic, biology and exploitation. Chapman and Hall, Fish. And Fisheries Ser.3. London.
- Colbert, E. & Morales, M., 1991. Evolution of the vertebrates. John Wiley and Son Inc., New York. 470p.
- Craig, J.F., 2000. Percid fishes, systematics, ecology and exploitation. Blackwell Sciences, Oxford, UK. 352 pp.
- Cuvier, G., 1828. Histoire naturelle des poissons. Tome second. Livre Troisième. Des poissons de la famille des perches, ou des percoïdes. v. 2: i-xxi + 2 pp. + 1-490, Pls. 9-40.

### E

- Ekstrom P., and Meissl H. 1997 The pineal organ of teleost fishes 3, Fish biology and fisheries, 7, pp. 199-284.
- Eschmeyer, W.N., Fong, J.D., 2015. the *Catalog of Fishes*, California Academy of Sciences. Etnier, D.A. & Starnes, W.C., 1993. The fishes of Tennessee. The University of Tennessee Press, Knoxville, Tennessee, USA. (pls. check date).

### F

- FAO, 1990. Selected aspects of warm water fish culture. A compilation based on lectures presented at a series of FAO/AGFUND International Training Courses in Aquaculture hosted by Hungary in 1987 and 1988. Edited by Coche, A. and Edwards, D. Food and Agriculture Organisation of The United Nations, Rome, GCP/INT/435/AGF, 181p.
- FAO, 1997. FAO data base on introduced aquatic species. FAO Database on Introduced Aquatic Species, FAO, Rome.
- FAO, 2004. FAO Data base on Introduced Aquatic Species. FAO Data base on Introduced Aquatic Species, FAO, Rome. FIGIS.
- FAO, 2019. Bases de données et statistiques. Fisheries département capture production. FAO. by major fishing areas. [www.fao.org](http://www.fao.org)

- FAO, 2015. Rapport de « la situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2014 », aux délégués d'une cinquantaine des pays participants à la réunion biennale du sous-comité FAO de l'aquaculture (New Delhi, 4-8 Septembre Rome/New Delhi 20012).
- Fontaine, P. & Le Bail, P.Y., 2004. Domestication et croissance chez les poissons. *INRA Prod. Anim.* 17 (3) : 217-225.
- Frankiewicz P., Dabrowski K. & Zalewski M., 1996. Mechanism of establishing bimodality in a size distribution of age-0 pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.) in the Sulejow Reservoir, Central Poland. *Annals Zoologici Fennici* 33: 321-327.
- Fricke, R., Eschmeyer, W.N. & Fong, J.D., 2019. Catalog of fishes

### G

- Gerstmeier, R. & Romig, T. 1998. Die Süßwasserfische Europas: für Naturfreunde und Angler. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart, Germany. 368p.
- Gilles, S., Dugué, R. & Slembrouck, J., 2001. Manuel de production d'alevins du silure africain, *Heterobranchus longifilis*. Ed. Maisonneuve et Larose, Paris, 128p.

### H

- Harvey B.J. and Hoar W.S., 1980 la reproduction provoqué chez les poissons : Théorie et pratique. IDRC-TS21f
- Hecht, T. & Pienaar, A.G., 1993. A review of cannibalism and its implications in fish larval culture *J. World Aquac. Soc.* 24: 246-261.
- Hecht, T., Oellermann, L. & Verhust, L., 1996. Perspectives on clariid catfish culture in Africa. *Aquat. Living Resour.* 9 (Horssérie), P. 197-206.
- Helfman, G., Collette, B. & Facey, D. 1997. The diversity of fishes. Blackwell Science, Malden, MA. 528 p.
- Hokanson, K. E. F., 1977. Temperature requirements of some percids and adaptations to the seasonal temperature cycle. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada* 34: 1524-1550.
- Holcík, J., 1991. Fish introductions in Europe with particular reference to its central and eastern part. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 48 (Suppl. 1): 13-23.

### J

- Jalabert, B., Breton, B., Brzuska, E., Postier, A. & Wieniawski, J. 1977. A new tool for induced spawning. The use of 7 $\alpha$  hydroxy- $20\beta$  dihydroprogesterone to spawn carp at low temperature. *Aquaculture (Pays-Bas)*, 10, 353-364.

**K**

- Kailola, P.J., Williams, M .J. Stewart, P.C. Reichelt, R.E. McNee A.& Grieve, C.1993. Australian fisheries resources. Bureau of Resource Sciences, Canberra, Australia. 422p.
- Kamler, E., 1972. Variability of respiration and body composition during early development alstages of carp. *Pol. Arch.Hydrobiol.* 23:431-485.
- Kamilov, G. & Z.U. Urchinov, 1995. Fish and fisheries in Uzbekistan under the impact of irrigated agriculture. p. 10-41 In T. Petr (ed.) Inland fisheries under the impact of irrigated agriculture: Central Asia. FAO Fisheries Circular No.894.
- KangurA.&KangurP.,1996.Thecondition,lengthandagedistributionofpikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.)in Lake Peipsi. *Hydrobiologia*338:179-183.
- Kaszubowski, D., Targońska, K., Zarski, D., Kujawa, R. & Mamcarz, A., 2008. A review of the reproduction biotechnology for fish from the genus *Leuciscus*. *Arch. Pol. Fish.* 16(4):319-340.
- Keith, P. & Allardi, J., 2001. Atlas des poisons d'eau douce de France. Muséum national d'Histoire naturelle, Paris. *Patri moines naturels*,47 :1-387.
- Khalifa, O.F., 2015. Contribution à l'étude de la dynamique du sandre (*Sander lucioperca*, Linnaeus, 1758) dans le barrage de Grib. Mémoire de Master de l'Université Djilali Boounaama de Khemis Meliana, Algérie.
- Koed, A., Mejlhede P., Balleby K. & Aarestrup K., 2000. Annual movement and migration of adult pikeper china low lan driver. *Journal of Fish Biology* 57:1266-1279.
- Kosior,M.&T.Wandzel,2001.Comparisonoffecundityofpikeperch(*Stizostedionlucioperca* (L.)) in three lagoons in the southern Baltic Sea. *Bull. Sea Fish. Inst. Gdynia*3(154):3-27.
- Kristan J., Alavi S.M.H., Stejskal V. &Policar T. 2013. Hormonal induction of ovulation inpike perch (*Sander lucioperca*) usin ghuman chorionic gonado tropin (hCG) and mammalian GnRH analogue. *Aquaculture Internationale*,21,811-818.
- Kucharczyk D., Kestemont P.& MamcarzA.2007. Artificial Reproduction of Pikeperch. Polish Ministry of Science, Olsztyn, Poland.
- Kudrinskaya, O.I., 1969. Metabolic rate in the larvae of pike-perch, perch, carp-bream androach. *Hydrobiologia* 5:68-72.

**L**

- Lapepède,B. G.E.1802. Histoire naturelle des poissons. v.4: i-xliv+1-728,Pl. 1-16.
- Lapepède, B.G.E.1803.Histoire naturelle des poissons.v.5:i-lxviii+1-803+index, Pls. 1-21. [Publication date: Hureau & Monod 1973,v.2:323

- Layadi, A., 2015. Rapport de stage sur la reproduction artificielle des carpes chinoises à l'éclosion de l'Ouricia-wilaya de Sétif. Institut technologique de la pêche et de l'aquaculture d'Oran. 50p.
- Lehtonen H, Hansson S, & Winkler H. 1996. Biology and exploitation of pike perch, *Stizostedion lucioperca* (L.), in the Baltic Sea area. *Annales Zoologici Fennici* 33: 525-535.
- Lehtonen H., S. Hansson & H. Winkler, 1996. Biology and exploitation of pike perch, *Stizostedion lucioperca* (L.), in the Baltic Sea area. *Ann. Zool. Fenn.* 33: 525-535.
- Legendre, M., Linhart, O. & Billard, R., 1996. Spawning and management of gametes, fertilized eggs and embryos in siluroidei. *Aqua-Living Resour.* p-59-80.
- Linnaeus, C. 1758. *Systema Naturae*, Ed. X. (Systema a natura e perre gnatria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis. Tomus I. Editio decima, reformata.) Holmiae. v.1: i-ii + 1-824.
- Lappalainen J., Dörner H. and Wysujack K., 2003. Reproduction biology of pike perch (*Sander lucioperca* (L.)) - a review. *Ecology of Fresh water Fish* 12: 95-106.
- Lappalainen J., Malinen T., Rahikainen M., Vinni M., Nyberg K., Ruuhijärvi J. & Salminen M., 2005. Temperature dependent growth and yield of pike perch, *Sander lucioperca* (L.). *Ecology of Fresh water Fish* 12: 95-106.
- Lappalainen, J., H. Dörner & K. Wysujack, 2003. Reproduction biology of pike perch (*Sander lucioperca* (L.)) - a review. *Ecol. Freshwat. Fish*: 12: 95-106.
- Lehtonen H, Hansson S, & Winkler H. 1996. Biology and exploitation of pike perch, *Stizostedion lucioperca* (L.), in the Baltic Sea area. *Annales Zoologici Fennici* 33: 525-535.

## M

- Machacek, H. 2007. World Records Fresh water Fishing. [www.fishing-worldrecords.com](http://www.fishing-worldrecords.com), November 2007.
- Magnan D. 1999. Le sandre (*sander lucioperca* (L.)) : biologie, comportement et dynamique des populations en camargne. France. 99 p.
- Maitland, P.S. & R.N. Campbell, 1992. *Freshwater fishes of the British Isles*. HarperCollins Publishers, London. 368p.
- Malm, A.W. 1877. Göteborgs och Bohusläns fauna, ryggradsdjuren. Göteborg Handel stidning Akteriologs Tryckeri Göteborg. 1-674, Pls. 1-9.
- McDonough CJ, William AR, Charles AW., 2003. Fecundity and spawning season of striped mullet (*Mugil cephalus* L.) in South Carolina estuaries. *Fish Bull.* 101: 822-834.
- Meddour, A. ; Bouderd, K ; Remili, A. ; Khatal, Y. et Rouabah, A. 2000. Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Stizostedion lucioperca*, *Hypophthalmichthys molitrix*,

*Aristichthys nobilis* en Algérie. XVIIème Congrès Vétérinaire Maghrébin, Alger 03-05mai 2000. Société Algérienne de Médecine Vétérinaire, Union Maghrébine Vétérinaire,41p.

- Meddour,A., Rouabah,A., Meddour-Bouderda,K., Loucif,N., Remili,A. &Khatal,Y. ,2005. EXPERIMENTATIONS SUR LA REPRODUCTION ARTIFICIELLE DE SANDER LUCIOPERCA ,HYPOPHTHALMICHTHYS MOLITRIXE TARISTSCHTHYS NOBILIS EN ALGERIE. Sciences & Technologie C:(23),63-71.
- Merrick, J. R .&G.E.Schmida,1984. Australian fresh water fishes: biology and management. Griffin Press Ltd., South Australia. 409p.
- Murdy, E.O., Birdsong R.S. & Musick, J.A. 1997. Fishes of Chesapeake Bay. Smithsonian Institution Press Washington and London. 324 p.

#### N

- Naeem, M., Salam, A. & Jafar A.2005 b.Induced spawning of major carp *Catla catla* by a single intramuscular injection of Ovaprim-Cand fecundity at fish hatchery Islamabad, Pakistan. J. Biol. Sci. 5(6): 776-780.
- Naeem,M.A.,Salam,F.Diba,A.& Saghir S.2005a.Fecundity and Induced Spawning of Silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix* by using a Single Intramuscular Injection of ovaprim-Cat Fish Hatchery Islamabad, Pakistan, Pakistan. J. Bio.Sci.8(8):26-30.

#### O

- Olivier J.-M. & Schlumberger, O., 2001. Le sander *Stizostedion lucioperca* (Liné, 1758). In: Atlas des poissons d'eau douce de France (Keith P. & Allardi J. Edit). Patrimoines naturels, MNHN, Paris n°47: 312-313.
- Otémé, J.Z., Hem, S & Legendre, M., 1996 . Nouvelles espèces de poisson-chat pour le développement de la pisciculture africaine . In Legendre, M., Proteau J.P., ed. : The biology and culture of catfishes. Aquat. Living Resour., 9, hors serie : 207-217
- Ozyurt, C.E., Kiyaga, V.B. Mavruk S. & Akamca, E. 2011. Spawning, maturity length and size selectivity for pikeperch (*Sander lucioperca*) in Seyhan Dam Lake. J. Anim. Vet. Adv.10(4):545-551.

#### P

- Pandey A. C. & Singh R. N. 1997. Breeding of *Catla catla* (Bhakar), *Labeo rohita* (Rohu) and *Cirrhinus mrigala* (Nain) by ovaprim injection for seed production. J. Adv. Zool., 8: 38-4.
- Pethiyagoda, R., 1991. Freshwater fishes of Sri Lanka. The Wildlife Heritage Trust of Sri Lanka, Colombo. 362 p.

- Petrova G. & Zivkov M., 1988. Regularities in the growth of pikeperch (*Stizostedion lucioperca*) in the Batak Dam, Bulgaria. *Vest. Cs. Spolec. Zool.* 52 : 31-43.

### R

- Rapp, W.L. von 1854. Die Fische des Bodensees. Jahreshefte des Vereins für Vaterländische Naturkunde in Württemberg v. 10 (no. 2): 137-175, Pls. 5-10.
- Reay, P.J. 1979. *Aquaculture*. University Park Press, France. Edition Amazon. Edward Arnold, London 69p.
- Richardson, J. 1846. Report on the ichthyology of the seas of China and Japan. Report of the British Association for the Advancement of Science 15th meeting: 187-320.
- Richter, H.C., Luckstadt, C., Focken, U. & Becker, K. 2000. An improved procedure to assess fish condition on the basis of length-weight relationships. *Arch. Fish. Mar. Res.*, 48: 255-264.
- Riehl, R. & Baensch, H.A., 1991. *Aquarien Atlas*. Nand. 1. Melle: Mergus, Verlag für Natur- und Heimtierkunde, Germany, 992p.
- Riede, K., 2004. Global register of migratory species - from global to regional scales. Final Report of the R&D-Projekt 808 05 081. Federal Agency for Nature Conservation, Bonn, Germany. 329 p.
- Robins, C.R., R.M. Bailey, C.E. Bond, J.R. Brooker, E.A. Lachner, R.N. Lea and W.B. Scott, 1991. World fishes important to North Americans. Exclusive of species from the continental waters of the United States and Canada. *Am. Fish. Soc. Spec. Publ.* (21): 243p.
- Romero, P., 2002. *An etymological dictionary of taxonomy*. Madrid, unpublished.
- Ronyai, A., 2007. Induced out-of-season and seasonal tank spawning and stripping of pikeperch (*Sander lucioperca* L.). *Aquaculture Research*, 38, 1144-1151.
- Rukera, T.S., Micha J.-C. & Ducarme C., 2005. Essai d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *Tropicultura*, 23, 4 : 231-244.

### S

- Safran, P. 1992. Theoretical analysis of the weight-length relationship in fish juveniles. *Mar. Biol.*, 112: 545-551.
- Sal'nikov, V.B., 1998. Anthropogenic migration of fish in Turkmenistan. *J. Ichthyol.* 38(8): 591-602.
- Savvaitova, K.A. & T. Petr, 1999. Fish and fisheries in Lake Issyk-kul (Tien Shan), River Chu and Pamir lakes. p. 168-186. In T. Petr (ed.) *Fish and fisheries at higher altitudes: Asia*. FAO Fish. Tech. Pap. No. 385. FAO, Rome. 304p.

- Schlumberger, O. 1997. Mémento de pisciculture d'étang. 3ème édition, Cemagref Edition, France Quercy, 234p.
- Schlumberger O., & Proteau J.P. 1996. Reproduction of pike-perch (*Stizostedion lucioperca*) in captivity. *Journal of Applied Ichthyology*,12,149-152.
- Schlumberger, O. & Élie, P., 2008. Poissons des lacs naturels français et écologie des espèces et évolution des peuplements. Editions QUAE, Paris, 212p.
- Schaeffer, J. C. 1760. *Epistola ad Regio-Borvssicam Societatem litterariam Dvisbvirgensensem. De studii ichthyologici faciliiori ac tvtiori methodo, adiectis nonnullis speciminibus.* Weiss & Montag, Ratisbonae. 1-24, 1 pl.
- Sharma A. P & Singh V. K., 2002. Induced breeding response of Indian major carps, viz. *Labeo rohita*, *Catla catla* and *Cirrhinus mrigala* using ovaprim and carp pituitary extract. *Indian J. Anim. Sci.*,72:35-354.

#### T

- Tabouche, F., 2015. Reproduction artificielle du sandre *Sander lucioperca* dans la station de Ouricia, Sétif. Mémoire de Master. Université BADJI-Mokhtar, Annaba. Algérie. 45p.
- Talde, C.M., A.C. Mamaril & M.L.D. Palomares, 2004. The diet composition of some economically important fishes in the three floodplain lakes in Agusan Marsh wildlife sanctuary in the Philippines. *Sri Lanka J. Aquat. Sci.* 9:45-56.
- Tamas, H. G ; Horvath, L. & Istvan, T. - Reproduction et production de larves. Szarvas Institute, Hungary, (1982), 18p. (Documenten hongrois).

#### V

- Vallod, D. 1995. Carp processing and mark et analysis: a case study in France. In: R. Billard & G. A. E. Gall (eds.), *The Proceedings of the Second Aquaculture-sponsored Symposium held in Budapest, Hungary, 6-9 September 1993.* *Aquaculture*, 129:476-477.
- Van Densen WLT., 1985. Feeding behavior of major 0+ fish species in a shallow, eutrophic lake (Tjeukemeer, The Netherlands). *Zeitschrift für angewandte Ichthyologie* 2:49-70
- Verreycken, H., D. Anseeuw, G. Van Thuyne, P. Quataert and C. Belpaire, 2007. The non-indigenous freshwater fishes of Flanders (Belgium): review, status and trends over the last decade. *J. Fish Biol.* 71(Suppl.D):160-172.
- Viveen, W.J.A.R., Richter, C.J.J., Van Oordt, P.G.W.J., Janssen, J.A.L., & Huisman, E. A., 1985. Practical manual for the culture of the African catfish (*Clarias gariepinus*). The

etherlands Ministry for Development Cooperation, Section for Research and Technology, 128p.

**W**

- Walker, K.F. & H.Z. Yang, 1999. Fish and fisheries in western China. FAO Fish. Tech. Pap. 385: 237-278.
- Wang, N., Teletchea, F., Kestemont, P., Milla, S., & Fontaine, P. 2010. Photo thermal control of the reproductive cycle in temperate fishes. Reviews in Aquaculture 2: 209-222.
- Welcomme, R.L., 1988. International introduction of finfish and aquatic species. FAO Fish. Tech. Pap. 294. 318p.

**Z**

- Zakes, Z., & Demska-Zakes, K. 2009. Controlled reproduction of pike perch *Sander lucioperca*
- Zakes, Z., & Szczepkowski, M., 2004. Induction of out-of-sea spawning of pike perch, *Sander lucioperca* (L.). *Aquaculture Internationale*, 12, 11-18.
- Zivkov, M. & Petrova, G., 1993. On the pattern of correlation between the fecundity, length, weight and age of pike perch *Stizostedion lucioperca*. *J. Fish Biol.* 43: 173-182



# ANNEXE

## ANNEXE 01 : température en conditionnement

Tableau 1 : température des 4 bassins (B1,B2,B3,B4) de sandre pendant le reproduction induite

Bassin	B1	B2	B3	B4
Heure	T°C	T°C	T°C	T°C
12h00	14.5	14.6	14.4	14.3
13h00	14.6	15.1	14.5	14.4
14h00	14.5	15	14.7	14.6
15h00	14.8	15.4	14.8	14.8
16h00	15.3	15.7	14.8	14.8
17h00	15.5	16	15.1	14.9
18h00	15.9	16.3	15.1	14.9
19h00	15.8	16.3	15.2	14.9
20h00	16	16.6	15.3	15
21h00	16.1	16.8	15.3	15
22h00	16	16.9	15.3	15.3
23h00	15.9	16.4	15.6	15.3
00h00	16	16.1	15.7	15.4
01h00	15.6	15.8	15.7	15.5
02h00	15.8	16.2	15.7	15.5
03h00	16.00	16.3	16.1	15.6
04h00	16.2	16.5	16.2	15.9
05h00	16.1	16.7	16.2	16.2
06h00	16.1	16.9	16.2	16.4
07h00	16.1	17.0	16.2	16.7
08h00	16.3	17.1	16.5	16.8
<b>09h00</b>	<b>+</b>	16.7	16.7	16.9
10h00	15.8	16.7	16.6	17.1
11h00	16.2	16.8	16.8	17.1
<b>12h00</b>	16.7	16.7	<b>+</b>	17.2
13h00	16.7	16.4	16.3	17.3
14h00	16.7	16.4	16.4	17.6
<b>Tm</b>	<b>15.81</b>	<b>16.33</b>	<b>15.66</b>	<b>15.75</b>

**Annexe 2** : mesure de température pendant la reproduction de carpe argenté**Tableau 2** : Intervalle entre les 2 injections des femelles *H. molitrix*

Essai	1	2	3	4
Heure	T°C	T°C	T°C	T°C
12h00	24,6	24,8	24,3	25,0
13h00	24,8	25,0	24,4	25,8
14h00	25,0	25,9	24,6	25,8
15h00	25,2	26,8	24,5	25,7
16h00	24,5	26,7	24,6	25,7
17h00	24,6	26,3	24,5	25,4
18h00	24,5	25,3	24,2	25,2
19h00	24,3	25,2	24,4	25,0
20h00	24,1	24,9	24,0	24,9
21h00	24,0	24,8	23,8	24,8
22h00	23,8	24,8	23,8	24,6
<b>Tm</b>	<b>24,5</b>	<b>25,5</b>	<b>24,3</b>	<b>25,3</b>

**Tableau 3** : Intervalle entre la 2<sup>ème</sup> injection et le stripping des femelles *H. molitrix*

Essai	1	2	3	4
Heure	T (°C)	T (°C)	T (°C)	T (°C)
22h30	25,5	25,2	26,1	26,7
23h30	25,6	25,3	26,0	26,6
00h30	25,8	25,5	26,3	26,6
01h30	26,0	26,1	27,2	26,7
02h30	26,1	26,0	26,6	26,8
03h30	26,6	26,7	27,5	27,3
04h30	26,8	27,2	27,1	27,1
05h30	27,1	27,2	26,9	26,6
06h30	27,2	27,1	26,8	27,4
07h30	27,3	27,1	26,7	27,3
<b>Tm</b>	<b>26,4</b>	<b>26,3</b>	<b>26,7</b>	<b>26,9</b>

**Tableau 4 : Durée de l'incubation des œufs de la carpe argentée**

Essai	2			3			4		
	T (°C)	dh	dj	T (°C)	dh	dj	T (°C)	dh	dj
06h00	-	-	-	25,8	0	0	-	-	-
07h00	25,0	0,0	0,0	25,9	25,9	1,0	-	-	-
08h00	25,0	25,0	0,9	26,1	49,0	1,9	26,3	0,0	0,0
09h00	25,1	48,1	1,9	25,5	72,5	2,9	26,4	26,4	1,0
10h00	27,6	72,7	2,9	25,8	96,3	3,9	26,9	50,3	2,0
11h00	26,8	96,5	3,9	25,8	120,1	4,9	27,0	74,3	3,0
12h00	27,3	120,8	4,9	25,9	144,0	5,9	27,0	98,3	4,0
13h00	27,6	145,4	5,9	27,0	168,0	6,9	27,1	122,4	5,0
14h00	27,0	169,4	6,9	27,3	192,3	7,9	27,3	145,7	6,0
15h00	27,6	194,0	8,0	27,5	216,8	8,9	27,4	171,1	7,0
16h00	27,4	218,4	9,0	27,3	241,1	9,9	27,5	195,6	8,0
17h00	27,4	242,8	10,0	27,1	265,2	10,9	27,4	220,0	9,0
18h00	27,6	267,4	11,0	27,0	289,2	11,9	27,3	244,3	10,1
19h00	27,7	292,1	12,0	26,9	313,1	12,9	27,3	268,6	11,1
20h00	27,6	316,7	13,1	26,8	336,9	13,9	26,9	292,5	12,1
21h00	27,5	341,2	14,1	26,7	360,6	14,9	26,7	315,2	13,1
22h00	27,0	365,2	15,1	26,5	384,1	15,9	26,6	339,8	14,0
23h00	26,6	388,8	16,1	26,4	407,5	16,9	26,6	363,4	15,0
00h00	26,2	412,0	17,0	26,5	431,0	17,8	26,4	386,8	16,0
01h00	26,2	435,2	18,0	26,2	454,2	18,8	26,2	410,0	17,0
02h00	26,0	458,2	19,0	26,2	477,4	19,8	26,1	433,1	17,9
03h00	26,1	481,3	19,9	25,9	450,3	20,7	26,0	456,1	18,9
04h00	25,8	504,1	20,9	25,9	523,2	21,7	26,9	479,0	19,8
05h00	26,0	527,1	21,8	25,8	546,0	22,6	25,8	502,8	20,8
06h00	25,0	550,1	22,8	25,7	568,7	23,6	25,8	524,6	21,7
07h00	25,0	573,1	23,8	26,0	592,7	24,5	25,7	547,3	22,7
08h00	25,5	596,6	24,7	26,4	615,1	25,5	26,0	570,3	23,6
09h00	25,7	620,3	25,7	26,8	635,9	26,5	26,2	593,5	24,6
10h00	27,0	644,3	26,7	27,0	662,9	27,5	26,5	617,0	25,6
11h00	27,1	668,4	27,7	27,2	687,1	28,5	26,9	640,9	26,6
12h00	27,2	692,6	28,7	-	-	-	-	-	-
<b>Tm</b>	<b>26,7</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>26,6</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>26,6</b>	<b>-</b>	<b>-</b>

### Annexe 3 : production mondiale de carpe argenté (FAO, 2018)

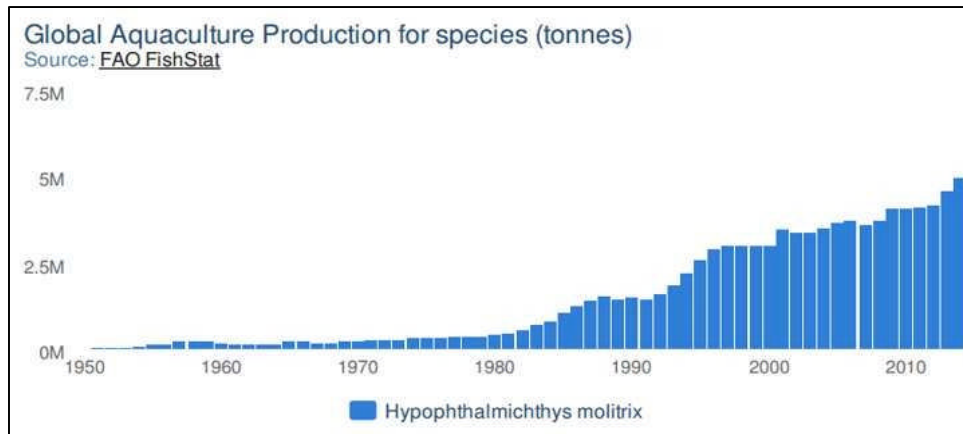


Chart Table

Global Aquaculture Production for species (tonnes)  
Source: [FAO FishStat](#)

Scientific name	3Alpha Code	Year	Quantity [t]
Hypophthalmichthys mol	SVC	2014	4 967 739
Hypophthalmichthys mol	SVC	2013	4 602 200
Hypophthalmichthys mol	SVC	2012	4 194 243
Hypophthalmichthys mol	SVC	2011	4 132 182
Hypophthalmichthys mol	SVC	2010	4 100 063
Hypophthalmichthys mol	SVC	2009	4 100 888
Hypophthalmichthys mol	SVC	2008	3 792 745

Page 1 of 7 View 1 - 10 of 65

Scientific name	3Alpha Code	Year	Quantity [t]
Hypophthalmichthys mol	SVC	2011	4 132 182
Hypophthalmichthys mol	SVC	2010	4 100 063
Hypophthalmichthys mol	SVC	2009	4 100 888
Hypophthalmichthys mol	SVC	2008	3 792 745
Hypophthalmichthys mol	SVC	2007	3 609 699
Hypophthalmichthys mol	SVC	2006	3 793 453
Hypophthalmichthys mol	SVC	2005	3 689 963

Page 1 of 7 View 1 - 10 of 65