

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل  
Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME  
D'INGÉNIEUR D'ÉTAT ET GRADE DU MASTER EN SCIENCES DE LA  
MER

OPTION : Aquaculture

Thème :

**Maîtrise et suivi de la reproduction artificielle de quelques  
espèces de la famille des cyprinidés**

Présenté par :

- BOUSSEKRA Rima
- ZOURAGHI Zakria

Soutenu le 15 / 09 / 2018 devant le jury suivant :

M. MEZOUAR K.	Maître de conférences A	(ENSSMAL)	Président
M. AIT SAIDIA.	Maître de conférences B	(ENSSMAL)	Promoteur
M <sup>me</sup> . MAOUEL D.	Maître de conférences B	(ENSSMAL)	Examinatrice
M <sup>me</sup> . KAIDI N.	Maître assistante B	(ENSSMAL)	Examinatrice
M. SABONDJI A.	Technicien supérieur	(CNRDPA)	Invité

Promotion : 2018



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل  
Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du  
Littoral



MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME  
D'INGÉNIEUR D'ÉTAT ET GRADE DU MASTER EN SCIENCES DE LA  
MER

OPTION : Aquaculture

Thème :

**Maîtrise et suivi de la reproduction artificielle de quelques  
espèces de la famille des cyprinidés**

Présenté par :

- BOUSSEKRA Rima
- ZOURAGHI Zakria

Soutenu le 15 / 09 / 2018 devant le jury suivant :

M. MEZOUAR K.	Maître de conférences A	(ENSSMAL)	Président
M. AIT SAIDIA.	Maître de conférences B	(ENSSMAL)	Promoteur
M <sup>me</sup> . MAOUEL D.	Maître de conférences B	(ENSSMAL)	Examinatrice
M <sup>me</sup> . KAIDI N.	Maître assistante B	(ENSSMAL)	Examinatrice
M. SABONDJI A.	Technicien supérieur	(CNRDPA)	Invité

Promotion : 2018

# Remerciements

*Au terme de ce travail, nous remercions DIEU tout puissant de nous avoir offert l'opportunité de franchir ce stade du savoir et de nous avoir donné le courage et la patience de réaliser ce travail.*

*Nos sincères remerciements s'adressent tout particulièrement à notre promoteur M. AIT SAIDI Adel, maître de conférence B à l'ENSSMAL pour ses grandes qualités humaines, pour nous avoir guidé tout au long de l'élaboration de notre travail, pour toute l'aide qu'il nous a apporté et pour sa disponibilité, sa patience et ses précieux conseils, ses orientations et surtout ses encouragements. Qu'il trouve dans ce travail l'expression de notre reconnaissance et nos plus chaleureux remerciements.*

*Nous exprimons nos sincères remerciements à M. MEZOUAR Khoudir, maître de conférences A à l'ENSSMAL qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury. Nous tenons à remercier M<sup>me</sup>. MAOUEL Djamila, maître de conférences B à l'ENNSMAL et M<sup>me</sup>. KAIDI Nawel, maître assistante B à l'ENSSMAL qui ont accepté d'évaluer, mitiger et commenter notre étude afin qu'elle puisse être un produit complet.*

*Nous tenons ensuite à remercier vivement M SABONJI Ahmed, le chef de la station d'El Ouricia, M<sup>me</sup> SABONJI Nora et tout le personnel de l'écloserie mobile qui ont mis à notre disposition tous les moyens nécessaires et pour toute aide apportée pour le bon déroulement de notre stage*

*En fin, nous remercions HENICHE Hassan, technicien consultant à l'ENSSMAL, RECHIDI Abdelkader et ZEMMACHE Fawzi pour leur présence et aide, ainsi toutes les personnes ayant contribué de près ou de loin au bon accomplissement de notre travail.*

*Une fois encore, merci à tous.*



## Dédicaces



*Je dédie ce modeste travail à :  
Mes très chers parents sans eux rien n'aurait été  
possible.*

*Jamais on n'oubliera, leurs amours, leurs  
dévouements, tous leurs sacrifices. On espère pouvoir  
un jour les remercier à la hauteur de ce qu'ils nous  
ont apportés.*

*Ma grand-mère : Kalthoum.*

*Mes adorables sœurs : Wissam, Lydia et Imane.*

*Mon cher mari : Ishak.*

*Ma belle-mère : Nora et ma belle-sœur : Romaiissa.*

*Mon beau-frère : Mustapha.*

*Ainsi que toute ma famille.*

*Mon Binôme Zakria et toute sa famille.*

*Et mes chers(es) amis (es) : Maroua, Ania, Silia,  
Riham, Fauzi, Ayoub.*

*Rima.*





## Dédicaces



*Je dédie ce modeste travail à :*  
*Ma mère, source de tendresse et d'amour pour son*  
*soutien tout le long de ma vie*  
*Mon père, qui m'a toujours soutenu et qui a fait*  
*tout possible pour me voir réussir*  
*Aucun hommage ne pourrait être à la hauteur de*  
*l'amour dont ils ne cessent de me combler. Que dieu*  
*leur procure bonne santé et longue vie.*

*Mes chers frères et sœurs, ma source de joie et de*  
*bonheur.*  
*Aucune dédicace ne pourrait exprimer ma gratitude,*  
*mon respect, et mes profonds sentiments*  
*envers eux.*

*Mon neveu Louay et mes nièces Jouri et Miral que*  
*Dieu les bénisse.*

*Zakria.*



# **Table des matières**

Remerciements .....i  
Dédicaces .....ii  
Table des matières .....v  
Liste des figures .....ix  
Liste des tableaux .....xi  
Liste des acronymes .....xii  
  
INTRODUCTION GENERALE .....2

**Chapitre I : Généralités**

**1. HISTORIQUE.....5**  
**2. SYSTEMATIQUE ..... 7**  
2.1. Poisson rouge.....7  
2.2. Carpe argentée .....7  
**3. MORPHOLOGIE ET ANATOMIE ..... 8**  
3.1. Morphologie .....8  
3.1.1. Poisson rouge.....8  
3.1.2. Carpe argentée .....9  
3.2. Anatomie.....9  
3.2.1. Poisson rouge.....9  
3.2.2. Carpe argentée .....10  
**4. LONGEVITE, TAILLE ET POIDS ..... 11**  
4.1. Longévité .....11  
4.2. Taille et poids .....11  
**5. ECOLOGIE..... 11**  
5.1. Répartition géographique .....11  
5.2. Paramètres physico-chimiques .....12  
5.3. Régime alimentaire .....13  
**6. COLORATION ET PIGMENTATION ..... 14**  
**7. ELEVAGES ANNEXES ..... 14**  
7.1. Les micro-algues.....14  
7.2. Les daphnies .....15  
7.2.1. Reproduction des daphnies.....15  
7.2.2. Elevage des daphnies.....16  
**8. BIOLOGIE DE LA REPRODUCTION ..... 16**

<b>8.1.</b>	<b>Période de reproduction.....</b>	<b>16</b>
8.1.1.	Poisson rouge.....	16
8.1.2.	Carpes .....	16
<b>8.2.</b>	<b>Première maturité sexuelle .....</b>	<b>16</b>
<b>8.3.</b>	<b>Dimorphisme sexuel.....</b>	<b>17</b>
8.3.1.	Poisson rouge.....	17
8.3.2.	Carpes .....	17
<b>8.4.</b>	<b>Cycle sexuel .....</b>	<b>18</b>
8.4.1.	Spermatogénèse.....	18
8.4.2.	Ovogenèse.....	19
<b>8.5.</b>	<b>Facteurs influençant la reproduction .....</b>	<b>22</b>
8.5.1.	Température.....	22
8.5.2.	Photopériode.....	23
8.5.3.	Qualité de l'eau .....	24
8.5.4.	Alimentation .....	24
8.5.5.	Facteurs sociaux et substrat de ponte.....	24
8.5.6.	Stress .....	24
<b>8.6.</b>	<b>Contrôle neuroendocrinien de la gamétogenèse.....</b>	<b>25</b>
8.6.1.	GnRH .....	25
8.6.2.	GTH .....	25
8.6.3.	Stéroïdes gonadiques.....	26
8.6.4.	Contrôle de la maturation ovocytaire et de l'ovulation .....	26
8.6.5.	Contrôle de la spermatogénèse et de la spermiation.....	27
8.6.6.	Phéromones sexuelles.....	28
8.6.7.	Corticostéroïdes.....	28
8.6.8.	Effet inhibiteur de la dopamine.....	28
<b>8.7.</b>	<b>Les modes de reproduction .....</b>	<b>29</b>
8.7.1.	La reproduction naturelle.....	29
8.7.2.	La reproduction semi-naturelle .....	29
8.7.3.	La reproduction artificielle (Hypophysation) .....	30

## **Chapitre II : Matériel et méthodes**

<b>1.</b>	<b>PRESENTATION DE LA STRUCTURE D'ACCUEIL .....</b>	<b>32</b>
1.1.	Station expérimentale de l'ENSSMAL à Dely-Ibrahim.....	32
1.2.	Ecloserie d'El-Ouricia.....	33
<b>2.</b>	<b>MATERIEL EXPERIMENTAL .....</b>	<b>34</b>
2.1.	Aquariums et équipements à l'ENSSMAL.....	34
2.2.	Equipements de l'écloserie d'El-Ouricia.....	35

<b>3.</b>	<b>GENITEURS UTILISES .....</b>	<b>36</b>
3.1.	Poisson rouge.....	36
3.2.	Carpe argentée .....	37
<b>4.</b>	<b>METHODES SUIVIES .....</b>	<b>37</b>
4.1.	Elevage annexe .....	37
4.1.1.	Culture des micro-algues .....	37
4.1.2.	Elevage des daphnies.....	38
4.2.	Approvisionnement en géniteurs .....	38
4.2.1.	Poisson rouge.....	38
4.2.2.	Carpe argentée .....	39
4.3.	Mise en quarantaine.....	40
4.4.	Traitement contre l'Ichtyophthiriose .....	41
4.5.	Sélection des géniteurs .....	41
4.6.	Sexage .....	41
4.7.	Conditions d'adaptation des géniteurs .....	42
4.7.1.	Poisson rouge.....	42
4.7.2.	Carpe argentée .....	42
4.8.	Anesthésie .....	42
4.9.	Contrôle pondéral .....	43
4.10.	Détermination de l'état de maturité sexuelle .....	44
4.10.1.	Préparation du liquide de SERRA .....	44
4.10.2.	Prélèvement des ovocytes.....	44
4.11.	Traitement hormonal .....	45
4.11.1.	Préparation de la solution d'injection .....	45
4.11.2.	Doses, nombre et lieu d'injection.....	47
4.12.	Fécondation artificielle.....	50
4.12.1.	Stripping.....	50
4.12.2.	Estimation de la production des ovules .....	52
4.12.3.	Insémination artificielle .....	53
4.13.	Incubation des œufs.....	55
4.13.1.	Poisson rouge.....	55
4.13.2.	Carpe argentée .....	55
4.14.	Traitement antifongique .....	56
4.15.	Développement embryonnaire.....	57
4.16.	Eclosion.....	57
4.17.	Elevage larvaire et alevinage .....	57

**Chapitre III : Résultats et discussion**

<b>1.</b>	<b>CULTURE DES MICRO-ALGUES .....</b>	<b>60</b>
<b>2.</b>	<b>ELEVAGE DES DAPHNIES .....</b>	<b>60</b>
<b>3.</b>	<b>TRAITEMENT CONTRE L'ICHTYOPHTHIRIOSE .....</b>	<b>60</b>
<b>4.</b>	<b>SEXAGE .....</b>	<b>61</b>
<b>5.</b>	<b>MORTALITE DES GENITEURS .....</b>	<b>62</b>
<b>5.1.</b>	<b>Poisson rouge.....</b>	<b>62</b>
<b>5.2.</b>	<b>Carpe argentée .....</b>	<b>62</b>
<b>6.</b>	<b>MATURATION OVOCYTAIRE CHEZ LE POISSON ROUGE.....</b>	<b>63</b>
<b>7.</b>	<b>STRIPPING ET REPOSE A LA STIMULATION HORMONALE... </b>	<b>64</b>
<b>7.1.</b>	<b>Poisson rouge.....</b>	<b>64</b>
<b>7.2.</b>	<b>Carpe argentée .....</b>	<b>66</b>
<b>8.</b>	<b>ESTIMATION DE LA PRODUCTION DES OVULES.....</b>	<b>68</b>
<b>9.</b>	<b>CONDITIONS D'INCUBATION .....</b>	<b>69</b>
<b>10.</b>	<b>TRAITEMENT ANTIFONGIQUE .....</b>	<b>70</b>
<b>11.</b>	<b>ESTIMATION DU TAUX DE FECONDATION.....</b>	<b>70</b>
<b>12.</b>	<b>DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE .....</b>	<b>72</b>
<b>12.1.</b>	<b>Poisson rouge.....</b>	<b>72</b>
<b>12.2.</b>	<b>Carpe argentée .....</b>	<b>74</b>
<b>13.</b>	<b>ESTIMATION DU TAUX D'ECLOSION .....</b>	<b>76</b>
<b>14.</b>	<b>ELEVAGE LARVAIRE ET ALEVINAGE .....</b>	<b>77</b>
	<b>CONCLUSION GENERALE .....</b>	<b>82</b>
	<b>BIBLIOGRAPHIE .....</b>	<b>85</b>
	<b>ANNEXES .....</b>	<b>92</b>

**Liste des figures**

<b>Figure I.1:</b> Morphologie du poisson rouge (Smartt J., 2001).....	8
<b>Figure I.2:</b> Morphologie de la carpe argentée.....	9
<b>Figure I.3:</b> Anatomie du poisson rouge (Roi A., 2014a).....	10
<b>Figure I.4:</b> Anatomie de la carpe argentée.....	10
<b>Figure I.5:</b> Daphnie femelle avec ephippium, contenant deux œufs au repos.....	15
<b>Figure I.6:</b> Etapes de la gamétogénèse.....	22
<b>Figure I.7:</b> Le contrôle endocrinien de la gamétogénèse chez les femelles des téléostéens (Yaron et Levavi-Sivan 2011) in (Ben ammar I., 2014).....	27
<b>Figure I.8:</b> Facteurs, Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (Schlumberger O., 2013).....	29
<b>Figure II.1:</b> Situation géographique de la station expérimentale de l'ENSSMAL à Dely-Ibrahim.....	32
<b>Figure II.2:</b> Situation géographique de l'écloserie mobile d'El-Ouricia.....	34
<b>Figure II.3:</b> Aquariums et équipements utilisés à la station expérimentale de l'ENSSMAL..	35
<b>Figure II.4:</b> Différents bassins utilisés à l'écloserie.....	35
<b>Figure II.5:</b> Bouteilles de Zoug et auges d'incubation.....	36
<b>Figure II.6:</b> Équipements utilisés lors de l'élevage annexe.....	38
<b>Figure II.7:</b> Géniteurs Shubunkin et Oranda.....	39
<b>Figure II.8:</b> Arrivée et stabulation des géniteurs <i>H. molitrix</i> .....	40
<b>Figure II.9:</b> Préparation de l'anesthésiant.....	43
<b>Figure II.10:</b> Mesure de la longueur totale et du poids des géniteurs.....	44
<b>Figure II.11:</b> Préparations hormonales pour <i>C. auratus</i> .....	45
<b>Figure II.12:</b> Préparation de la solution hormonale pour <i>H. molitrix</i> .....	46
<b>Figure II.13:</b> Injection hormonale chez un géniteur Oranda.....	47
<b>Figure II.14:</b> Injection hormonale des géniteurs <i>H. molitrix</i> .....	49
<b>Figure II.15:</b> Extraction des ovules chez <i>C. auratus</i> (A) et <i>H. molitrix</i> (B).....	51
<b>Figure II.16:</b> Extraction de la laitance chez <i>C. auratus</i> (A) et <i>H. molitrix</i> (B).....	52
<b>Figure II.17:</b> Insémination artificielle chez le poisson rouge.....	54
<b>Figure II.18:</b> Insémination artificielle chez la carpe argentée.....	54
<b>Figure II.19:</b> Mise en incubation des œufs des poissons rouges.....	55
<b>Figure II.20:</b> Mise en incubation des œufs de la carpe argentée.....	56
<b>Figure II.21:</b> Elevage et alimentation des larves.....	58
<b>Figure II.22:</b> Préparations pour le transfert des larves.....	58

**Figure III.1:** Sexe et espèce des géniteurs morts ..... 63

**Figure III.2:** Observation microscopique des ovocytes lors du 1<sup>er</sup> essai..... 63

**Figure III.3:** Observation sous microscope et sous loupe binoculaire des ovocytes lors du 2<sup>ème</sup> essai..... 64

**Figure III.4:** « Bouchon » chez deux femelles *H. molitrix* ..... 67

**Figure III.5:** Observation et comptage des œufs fécondés ..... 70

**Figure III.6:** Observation microscopique des œufs lors du 1<sup>er</sup> essai, aquarium 01 ..... 72

**Figure III.7:** Observation microscopique des œufs lors du 1<sup>er</sup> essai, aquarium 02 ..... 72

**Figure III.8:** Observation microscopique des œufs lors du 2<sup>ème</sup> essai ..... 73

**Figure III.9:** Développement embryonnaire de la carpe argentée ..... 75

**Figure III.10:** Œufs bloqués lors du 4<sup>ème</sup> essai ..... 76

**Figure III.11:** Développement larvaire de la carpe argentée ..... 77

**Figure III.12:** Larves de 10 jours ..... 78

**Liste des tableaux**

<b>Tableau I.1:</b> Paramètres physico-chimiques du milieu de vie de la carpe argentée et du poisson rouge .....	12
<b>Tableau I.2:</b> Age, poids et longueur de la première maturité sexuelle chez la carpe argentée et le poisson rouge.....	17
<b>Tableau I.3:</b> Fécondité relative, diamètre et poids des ovules chez le poisson rouge et la carpe argentée .....	21
<b>Tableau II.1:</b> Taille des géniteurs poisson rouge utilisés lors du 1 <sup>er</sup> stage.....	36
<b>Tableau II.2:</b> Poids des géniteurs carpe argentée utilisés lors du 2 <sup>ème</sup> stage .....	37
<b>Tableau II.3:</b> Date des pêches et l'heure de l'arrivée des géniteurs lors du 2 <sup>ème</sup> stage.....	39
<b>Tableau II.4:</b> Traitement contre l'Ichtyophthiriose .....	41
<b>Tableau II.5:</b> Paramètres d'adaptation des géniteurs poisson rouge .....	42
<b>Tableau II.6:</b> Récapitulatif des doses hormonales injectées lors du 1 <sup>er</sup> essai à l'ENSSMAL .	48
<b>Tableau II.7:</b> Récapitulatif des doses hormonales injectées lors du 2 <sup>ème</sup> essai à l'ENSSMAL .....	48
<b>Tableau II.8:</b> Récapitulatif des doses hormonales injectées chez les femelles <i>H. molitrix</i> ....	49
<b>Tableau II.9:</b> Récapitulatif des doses hormonales injectées chez les mâles <i>H. molitrix</i> .....	50
<b>Tableau II.10:</b> Intervalle entre l'injection et le stripping des femelles <i>C. auratus</i> .....	51
<b>Tableau II.11:</b> Intervalle entre les injections et le stripping des femelles <i>H. molitrix</i> .....	51
<b>Tableau II.12:</b> Température optimale et durée d'incubation des œufs .....	56
<b>Tableau III.1:</b> Sexe, ordre et moment de la mortalité des géniteurs <i>H. molitrix</i> .....	62
<b>Tableau III.2:</b> Réponses à la stimulation hormonale chez les mâles <i>C. auratus</i> .....	64
<b>Tableau III.3:</b> Réponse à la stimulation hormonale chez les femelles <i>C. auratus</i> .....	65
<b>Tableau III.4:</b> Réponse à la stimulation hormonale chez les mâles <i>H. molitrix</i> .....	66
<b>Tableau III.5:</b> Réponse à la stimulation hormonale chez les femelles <i>H. molitrix</i> .....	66
<b>Tableau III.6:</b> Poids, volume et nombre d'ovules produits chez la carpe argentée .....	68
<b>Tableau III.7:</b> Conditions d'incubation des œufs des poissons rouges .....	69
<b>Tableau III.8:</b> Conditions d'incubation des œufs de la carpe argentée .....	69
<b>Tableau III.9:</b> Détermination des taux de fécondation chez la carpe argentée .....	71
<b>Tableau III.10:</b> Estimation des taux d'éclosion chez la carpe argentée .....	76

**Liste des acronymes**

FAO	Food and agriculture organization
MES	Matière en suspension
pH	Potentiel hydrogène
VM	Vert de Malachite
M/F	Mâle/Femelle
VTG	Vitellogénine
E2	17 $\beta$ -œstradiol
VG	Vésicule Germinale
MIS	Stéroïde inducteur de la maturation
MPF	Facteur promoteur de la maturation
GnRH	Gonadotropin releasing hormone
GTH	Gonadotrop hormone
FSH	Hormone folliculo-stimulante
LH	Hormone lutéinisante
DA	Dopamine
17,20 $\beta$ -P	17,20 $\beta$ -dihydroxy-4-pregnen-3-one
20 $\beta$ S	17 $\alpha$ , 20 $\beta$ , 21-trihydroxy-4-pregnen-3-one
T	Testostérone
11-KT	11-kétotestostérone
AMPC	Adénosine mono phosphate cyclique
hCG	Human chorionic gonadotropin
mOsm	milliOsmole
mM	milliMole
Lt	Longueur totale
LH-RH	Hormone de libération de l'hormone lutéinisante
sLH-RHa	analogue de l'hormone de libération de l'hormone lutéinisante de saumon
R.A.J	Ration alimentaire journalier
MADRP	Ministère de l'agriculture, du développement rural et de la pêche.
FNDPA	Fond national de développement de la pêche et de l'aquaculture
NACA	Network of aquaculture centres in Asia and the Pacific
Tm	Température moyenne
dh (degré heure)	Températures cumulées chaque heure ( $^{\circ}\text{C} \times \text{heure}$ )
dj (degré jour)	Températures cumulées chaque jour ( $^{\circ}\text{C} \times \text{jour}$ )
hpf	Heures post-fécondation

# **Introduction générale**

Depuis l'an 2000, La croissance annuelle de l'aquaculture mondiale ne connaît plus les mêmes taux que dans les années 1980 et 1990 (10,8 et 9,5%, respectivement). Elle a baissé pour s'établir à 5,8% sur la période 2001-2016. Néanmoins, elle continue de se développer plus rapidement que d'autres grands secteurs de production alimentaire (**FAO, 2018a**).

En 2016, la production aquacole mondiale s'élevait à 110,2 millions de tonnes (valeur à la première vente estimée à 243,5 milliards d'USD), soit une contribution de 46,8% à la production mondiale cumulée de la pêche de capture et de l'aquaculture. Concernant la pisciculture continentale, elle a produit 47,5 millions de tonnes, soit 92,7% de la production totale de l'aquaculture continentale destiné à la consommation humaine (hors plantes aquatiques) (**FAO, 2018a**). Quant à l'aquariophilie, qui est une activité de loisir, elle a pu générer un chiffre d'affaire non négligeable 3 milliards d'USD/an les années 2000s (Dawes, 2001) in (**Barroso A.L. and Jacobi M.C., 2013**).

La production mondiale issue de l'élevage en 2016 a dépassé 5,3 millions de tonnes pour la carpe argentée, et 3 millions de tonnes pour le genre *Carassius* (**FAO, 2018a**). Une telle production implique l'intensification de la production des juvéniles, et le recours à des modes d'élevage appropriés pour chaque espèce.

Dans ce contexte, plusieurs programmes et plans de relances ont été mis en exécution pour développer l'aquaculture -et les activités annexes- et mettre fin aux importations lourdes des alevins destinés au peuplement/repeuplement des plans d'eaux.

L'objectif de notre travail est la maîtrise des techniques de la reproduction artificielle de la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix* (Valencienne, 1844) par la méthode sèche, ainsi que la vulgarisation de cette méthode chez certains poissons d'ornement en particulier le poisson rouge *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758), et de réussir l'élevage des premiers stades larvaires.

En effet, la carpe argentée ne se reproduit naturellement que dans les conditions thermiques et hydrologiques de son milieu naturel (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

Le travail présenté ici s'articule autour de trois chapitres :

Le premier chapitre porte sur la présentation de quelques généralités des deux espèces, et met en évidence les différentes notions impliquées dans la biologie de la reproduction des poissons.

Le deuxième chapitre décrit les structures d'accueil, le matériel utilisé et les différentes méthodes adoptées.

Le troisième chapitre présente les résultats obtenus, leur interprétation et discussion.

Une conclusion générale vient clôturer notre travail après une brève présentation des limites et contraintes rencontrées, tout en proposant quelques perspectives.

# **Chapitre I**

## **Généralités**

### 1. Historique

Les cyprinidés étaient élevés dans des étangs en Chine pour plus de 2.000 ans. Ces étangs étaient approvisionnés régulièrement avec des juvéniles originaires des rivières et l'élevage se faisait selon les techniques d'élevage en polyculture basées sur la nourriture naturelle.

Depuis le 12<sup>ème</sup> jusqu'à la moitié du 14<sup>ème</sup> siècle, la sélection involontaire des carpes a eu lieu et constituait la première étape de leur domestication. La reproduction semi contrôlée en étangs naturels et l'élevage larvaire de carpe ont commencé au 19<sup>ème</sup> siècle en Europe (FAO, 2004).

Depuis 1950, après avoir réussi la reproduction artificielle, la culture de la carpe argentée, aussi bien que d'autres carpes, s'est extrêmement répandue dans la plupart des régions de Chine. La carpe argentée a été pour longtemps une espèce importante d'élevage en Chine. Durant ces dernières décades, la carpe argentée a été largement introduite dans les eaux en Europe et en Israël pour le contrôle des algues et comme une source alimentaire (FAO, 2005).

Certaines publications démontrent que la domestication des poissons rouges, qui était à l'origine pour la nourriture et par la suite pour des fins ornementales, a commencé sous la dynastie Song ou « Sung » en Chine (960-1279) (Smartt J., 2001; Li I.J. *et al.*, 2015). Le poisson rouge pourrait provenir d'une mutation naturelle du carassin qui avait à l'origine une couleur de peau olive terne et une seule nageoire caudale (Komiya T. *et al.*, 2009).

Des poissons rouges mutants de la morphologie des nageoires et des yeux ont été documentés pendant les dynasties Ming (1368-1598) et Qing (1644-1912) (Ota K.G. and Abe G., 2016).

Le poisson rouge a été exporté de la Chine vers le Japon depuis les années 1500s (Komiya T. *et al.*, 2009), l'Indonésie et les îles de Maurice. Il est introduit aux États-Unis vers les années 1600s (Schofield P.J., Brown M.E. and Fuller P.L., 2006). Les premières importations en Europe datent du 17<sup>ème</sup> siècle, sous la forme de cadeaux faits à la famille royale française (Hyman K., 2000), pour arriver au Portugal, puis en Angleterre (Billard R., 1995).

Le poisson rouge dénommé « Shubunkin de Londres » a été développé par des éleveurs à Londres au cours des années 1920, époque à laquelle les amateurs aux États-Unis avaient déjà créé le « Shubunkin américain » à longue caudale. Plus tard, les 2 variétés furent croisées par des éleveurs de la Bristol Aquarist Society dans l'ouest de l'Angleterre, créant le « Bristol Shubunkin » (**Alderton D., 2008**).

## **2.Systématique**

### **2.1.Poisson rouge**

- Règne : Animalia
- Embranchement : Chordata
- Sous-embranchement : Gnathostomata
- Classe : Actinopterygii
- Sous-classe : Neopterygii
- Super-ordre : Teleostei
- Ordre : Cypriniformes
- Famille : Cyprinidae
- Genre : Carassius
- Nom scientifique : *Carassius auratus auratus* (Linnaeus, 1758) ou *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758)

Certains auteurs considèrent le poisson rouge comme une sous-espèce du carassin commun *C. carassius* mais beaucoup d'autres estiment que *C. auratus* est une espèce valide qui comprend 2 sous-espèces : *C. auratus gibelio*, la carpe prussienne originaire de l'Europe orientale, et *C. auratus auratus* le carassin doré asiatique (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

### **2.2.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)

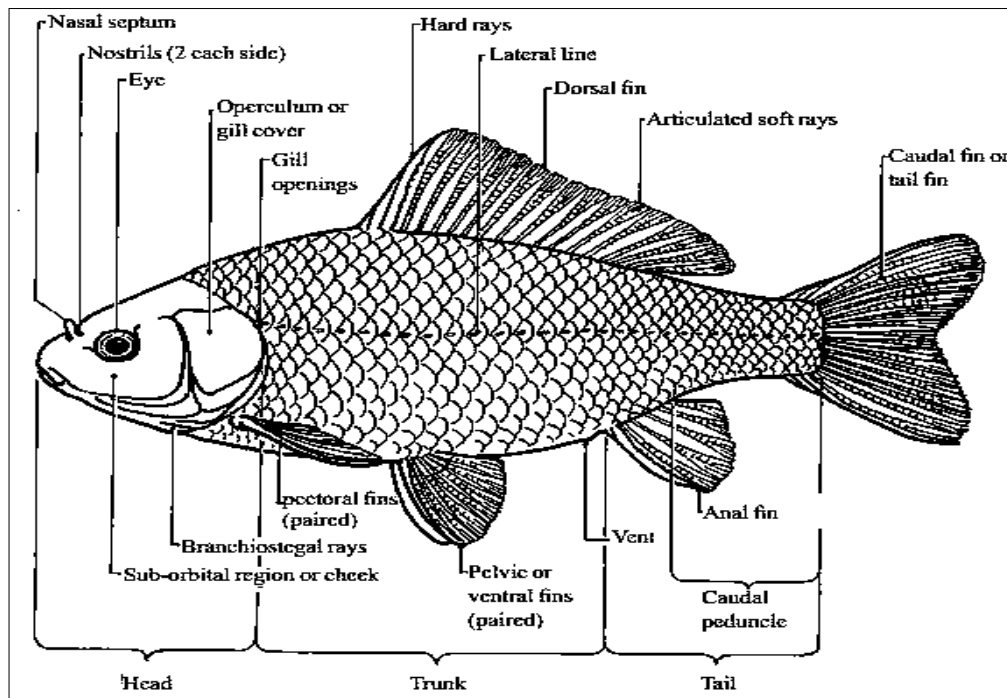
### 3.Morphologie et anatomie

#### 3.1.Morphologie

##### 3.1.1.Poisson rouge

Le poisson rouge ou cyprin doré a un corps allongé et possède :

- Une longue nageoire dorsale de 15 à 21 rayons, avec une épine dure à l'origine des nageoires dorsale et anale.
- La ligne latérale contient de 27 à 31 écailles (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).
- Aucun barbillon autour de la bouche (**Alderton D., 2008**).



**Figure I.1:** Morphologie du poisson rouge (Smartt J., 2001)

Il existe de nombreuses variétés de poisson rouge mutantes qui présentent une large gamme de formes et de couleurs qui ont été obtenues par divers croisements et sélections réalisées au Japon et qui ont permis la production de formes originales (queue de voile, shubunkin, télescope, tête de lion etc.) (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

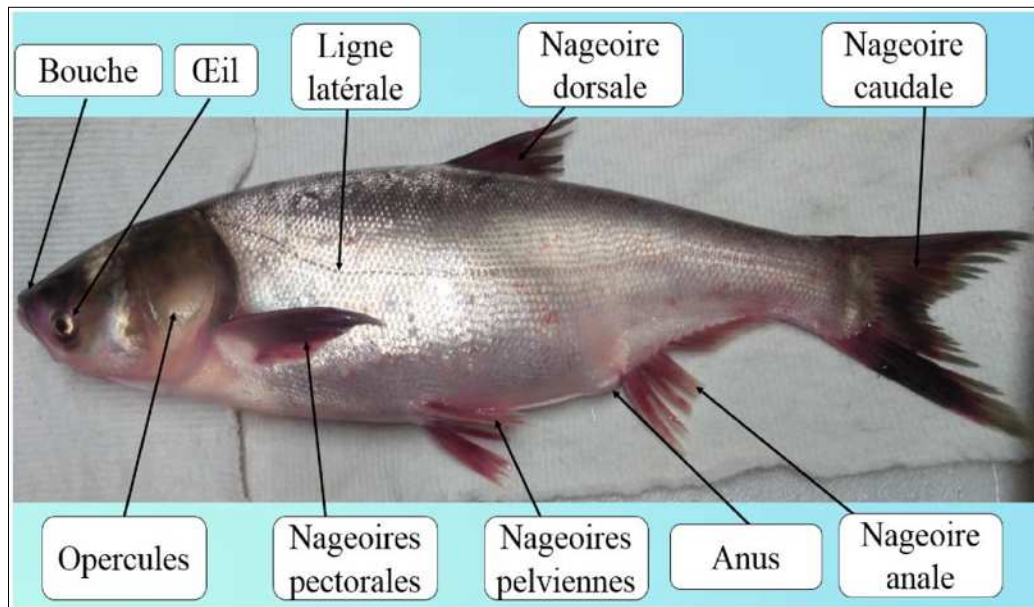
La variété Shubunkin de Bristol a des lobes arrondis sur la nageoire caudale tandis que chez le shubunkin américain les lobes sont beaucoup plus étroits, ils sont effilés plutôt que arrondies (**Alderton D., 2008**).

Pour l'Oranda, sa nageoire dorsale permet de le distinguer d'autres variétés telles que Ranchu et Lionhead « tête de lion ». Ces variétés développent une protubérance qui prend plusieurs années pour couvrir toute la tête entourant les yeux, et recouvrant également les opercules branchiales, au fur et à mesure qu'ils grandissent. Le corps porte des écailles cycloïdes (**Roi A., 2014a**).

### **3.1.2.Carpe argentée**

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 I.2:** Morphologie de la carpe argentée

## **3.2.Anatomie**

### **3.2.1.Poisson rouge**

Le poisson rouge et la carpe argentée ne possèdent pas d'estomac, mais ils ont un tube digestif long (4,5 à 4,7 fois la longueur corporelle totale chez le poisson rouge) avec un très long intestin et des dents pharyngiennes. Le poisson rouge possède 37 à 53 branchiospines (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

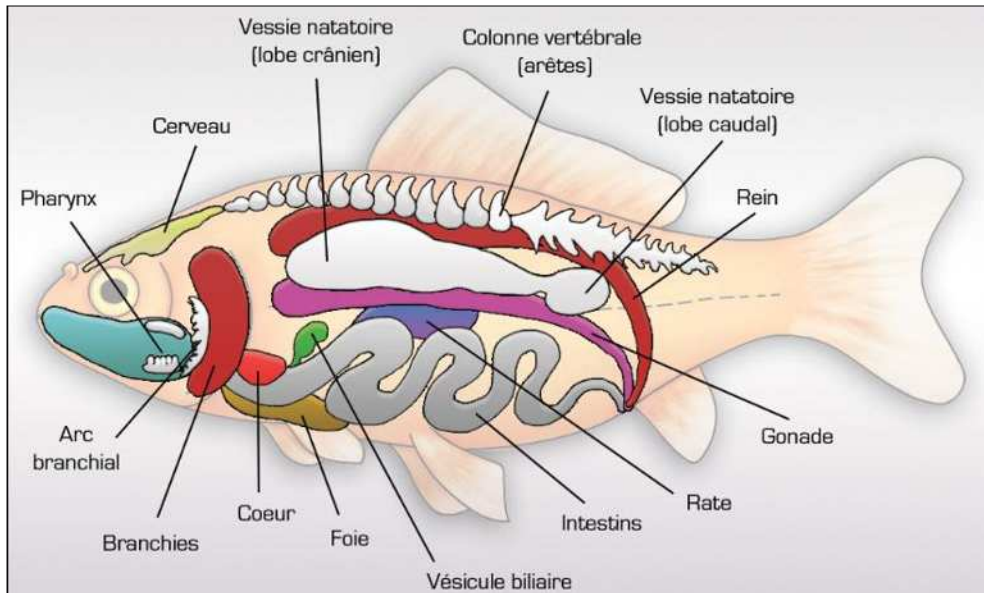


Figure I.3: Anatomie du poisson rouge (Roi A., 2014a)

### 3.2.2. Carpe argentée

Elle possède un appareil de filtration branchiale fait de branchiospines réalisant des filets branchiaux couverts de mucus et permettant la rétention de proies phyto- et zoo-planctoniques de taille  $>20 \mu\text{m}$  (Domaizon et Devaux, 1999a) in (Bruslé J. and Quignard J.P., 2001).

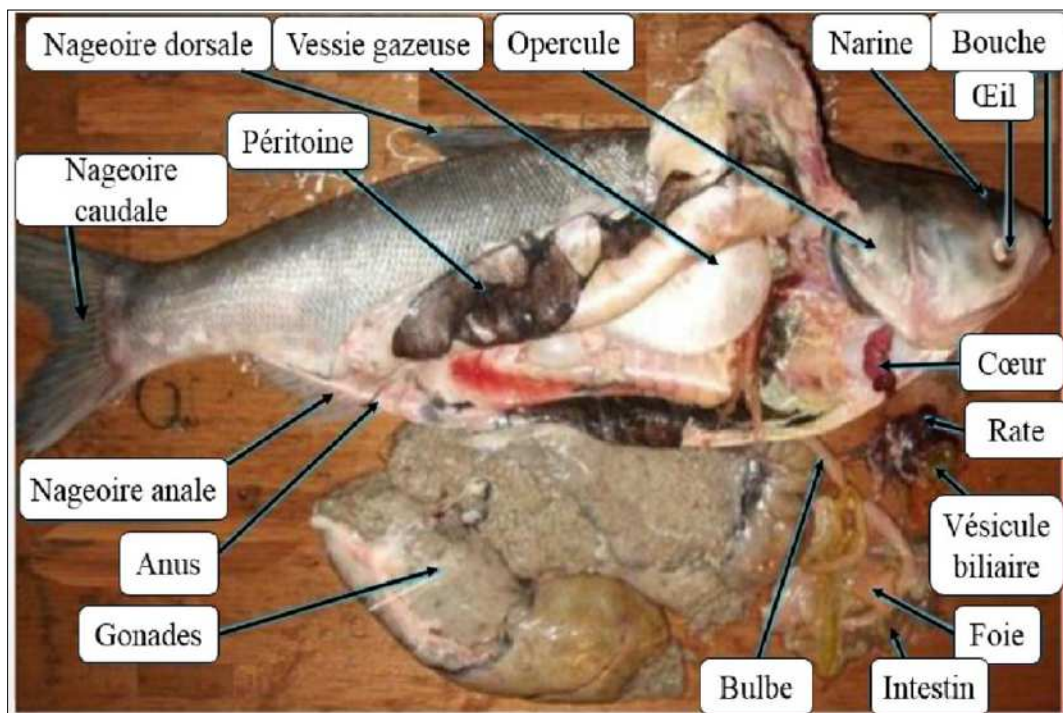


Figure I.4: Anatomie de la carpe argentée

#### **4.Longévité, taille et poids**

##### **4.1.Longévité**

Le poisson rouge peut vivre en moyenne entre 10 et 15ans, et peut atteindre 20-25ans (**Roi A., 2014b**).

Quant aux carpes, elles peuvent vivre entre 15 et 20 ans et au maximum 50 ans (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

##### **4.2.Taille et poids**

Le poisson rouge mesure jusqu'à 45 cm pour des poids de 800 à 1000 g (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

La carpe argentée mesure de 40 à 60 cm et jusqu'à 1 m. Elle pèse 6 kg en moyenne et peut atteindre 40 à 50 Kg (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

#### **5.Ecologie**

##### **5.1.Répartition géographique**

Le poisson rouge se retrouve à l'origine dans l'extrême orient : Chine, Japon, Russie et Asie centrale (**Froese R. and Pauly D., 2018**).Il a été introduit aux Etats Unies, et en Europe au 17<sup>ème</sup> siècle.

En Algérie, avec le développement de l'aquariophile, les différentes variétés du poisson rouge sont importées souvent de la Chine, la Thaïlande, la Malaisie...

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'empoissonnement ont été effectuées avec des alevins d'*H. molitrix* les années 1991, 2001 et 2006 (**FAO, 2006**).

**5.2. Paramètres physico-chimiques**

**Tableau I.1:** Paramètres physico-chimiques du milieu de vie de la carpe argentée et du poisson rouge

Paramètres	Tolérance		Préférentiel
Espèce	Carpe argentée	Poisson rouge	Cyprinidés
Température (°C)	1 à 35 ( <b>Billard R., 1995</b> )	3 à 28 ( <b>Schlumberger O. and Girard P., 2013</b> )	Poisson rouge 18-20 ( <b>Schlumberger O. and Girard P., 2013</b> ) Carpe argentée 22 et 28 ( <b>FAO, 2005</b> )
Oxygène dissous O <sub>2</sub> (mg/L)	> 3 ( <b>Billard R., 1995</b> )		> 4 ( <b>Schlumberger O. and Girard P., 2013</b> )
pH	5 à 9 ( <b>Billard R., 1995</b> )	6 à 9 ( <b>Schlumberger O. and Girard P., 2013</b> )	6,5 à 7 ( <b>Schlumberger O. and Girard P., 2013</b> )
CO <sub>2</sub> (mg/L)	< 10 ( <b>Billard R., 1995</b> )	-	-
Salinité (Na <sup>+</sup> , K <sup>+</sup> , Mg <sup>+</sup> , Cl <sup>-</sup> ) (g/L)	< 10 ( <b>Billard R., 1995</b> )		<5 ( <b>Billard R., 1995</b> )
Chlore (µg/L)	< 3 ( <b>Billard R., 1995</b> )		-
MES (mg/L)	< 30 ( <b>Billard R., 1995</b> ) < 25 ( <b>Schlumberger O. and Girard P., 2013</b> )		-
Ammonium NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/L)	0,5 ( <b>Billard R., 1995</b> )	< 1 ( <b>Schlumberger O. and Girard P., 2013</b> )	-
Nitrites NO <sub>2</sub> (mg/L)	0,1-0,2 ( <b>Billard R., 1995</b> )		-
Nitrates NO <sub>3</sub>	15 ( <b>Billard R., 1995</b> )		-

Le poisson rouge préfère les eaux calmes, stagnantes ou peu courantes de la zone eutrophe, avec un caractère thermophile. Il est peu exigeant vis à vis de la quantité d'oxygène dissous et de la qualité d'eau, souvent très tolérant à divers stress environnementaux (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

La carpe argentée fréquente des eaux calmes et tièdes (espèce thermophile) (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**), et elle est très sensible à l'asphyxie (**Schlumberger O. and Girard P., 2013**).

### **5.3.Régime alimentaire**

Le régime alimentaire est extrêmement diversifié, les cyprinidés s'alimentent à tous les niveaux trophiques : végétaux supérieurs, phytoplancton, zooplancton, zoobenthos, bactéries fixées sur les détritux divers (**Billard R., 1995**).

Les besoins protéiniques varient de 30% chez le poisson rouge (**Sales J. and Janssens P.J.G., 2003**) à 38-52% chez les carpes (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

Chez la carpe, la première nourriture exogène pour les larves dans l'écloserie devrait être constituée d'œufs durs, mais pas plus d'un jour au maximum (**Woyanovich E. and Horvath L., 1981**). En effet, Les carpes cessent de se nourrir à des températures inférieures à 6°C et supportent de longues périodes de jeûne (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

L'alimentation des poissons d'ornement est basée sur des extrapolations des besoins nutritionnels et des pratiques dérivées des poissons comestibles dans des élevages intensifs (**Sales J. and Janssens P.J.G., 2003**).

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**).

## **6. Coloration et pigmentation**

La valeur marchande des poissons d'ornement est déterminée par la forme et la taille du corps, la forme des nageoires et la pigmentation de la peau.

Les caroténoïdes -pigments liposolubles- sont responsables de la couleur de la peau des poissons d'ornement (Kestemont *et al.*, 1990 ; Paripatanamont *et al.*, 1999) in (Gouveia L. and Rema P., 2005). La pigmentation des poissons peut être affectée par plusieurs facteurs notamment : la taille du poisson, l'âge, la composition du régime alimentaire, les facteurs génétiques, la source et la concentration des caroténoïdes etc. (Gouveia L. *et al.*, 2003; Gouveia L. and Rema P., 2005).

## **7. Elevages annexes**

### **7.1. Les micro-algues**

Les micro-algues peuvent contribuer à améliorer l'image et la qualité du poisson rouge et d'autres poissons d'ornement, en particulier les caroténoïdes naturels contenus dans la biomasse de *Chlorella vulgaris* (Gouveia L. *et al.*, 2003) et de la spiruline *Spirulina maxima*.

Il existe 2 modes classiques de production du phytoplancton (Herbland A., 2007) :

#### **a) La culture en « batch » ou culture discontinuée**

Egalement appelée « culture fermée », elle consiste à injecter un inoculum contenant les cellules phytoplanctoniques à cultiver dans un récipient exposé à la lumière contenant tous les éléments nutritifs nécessaires à leur multiplication.

Après cette introduction initiale, il n'y a plus d'échanges d'éléments nutritifs, ni de biomasse avec l'extérieur.

#### **b) La culture continue**

Elle consiste à introduire en continu une solution contenant les nutriments dans un récipient muni d'un trop plein, contenant cette même solution et l'inoculum de la culture. Le milieu de culture des micro-algues peut être enrichi avec le milieu de culture Conway (15 ml pour 10 L), et une solution de vitamines (B12, thiamine : B1 et de la biotine : vitamine H) à raison d'1 ml/L de culture pour les petits volumes (Mandresy M., 2002).

## **7.2. Les daphnies**

Ce sont des petits crustacés cladocères communément connu sous le nom de « puces d'eau », parmi les organismes modèles les plus anciens en écotoxicologie, écologie et biologie de l'évolution (**Mittmann B. et al., 2014**).

Largement utilisés en aquaculture comme aliment vivant ou congelé pour les larves de poissons et les poissons d'ornement, les daphnies ont une durée de vie de 8 semaines à 20°C, et l'âge de maturité est estimé à 6-8 jours (2,1mm de long (**Green J., 1961**)) après avoir quitté la poche incubatrice (**Berge W.F.T., 1978**).

### **7.2.1. Reproduction des daphnies**

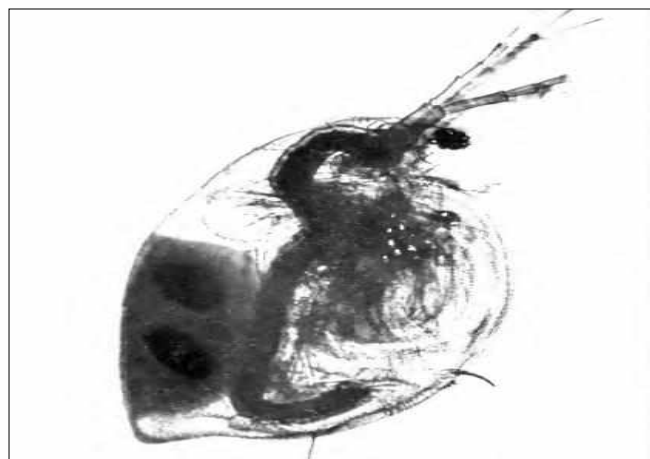
#### **a) Reproduction parthénogénétique (Asexuée)**

Dans les conditions favorables, les femelles produisent des œufs incubés dans une poche incubatrice située dorsalement sous la carapace. Ces œufs donnent naissance à d'autres femelles sans être fécondés. Ce processus peut être répété pour des centaines de générations (**Green J., 1961**).

#### **b) Reproduction sexuée**

Dans les conditions défavorables de manque de nourriture et lorsque les densités sont excessives, les femelles parthénogénétiques donnent naissance à des mâles.

Les femelles fécondées portent des « ephippiums » contenant ce qu'on appelle œufs de résistance ou « œufs au repos » fertilisés, qui éclosent lorsque les conditions redeviennent favorables (**Green J., 1961**).



**Figure I.5:** Daphnie femelle avec ephippium, contenant deux œufs au repos (Green J., 1961)

### **7.2.2.Elevage des daphnies**

Les daphnies se développent bien à des températures de 19-20°C, alors qu'ils perdent presque toute leur mobilité entre 0 et 5°C.

**Chen L. et al. (2012)** ont démontré que lorsque les valeurs du pH du milieu augmentent de 6 à 8, il n'y aura aucun changement comportemental remarquable chez *D. magna*.

Pour avoir des densités importantes, on nourrit les daphnies avec des micro-algues *Scenedesmus obliquus* (**Chen L. et al., 2012**), *Chlorella pyrenoidosa* (**Berge W.F.T., 1978; Hanazato T., 1996**) ou autres espèces phytoplanctoniques, et on ajoute souvent une petite quantité d'extrait de levure (**Berge W.F.T., 1978**).

## **8.Biologie de la reproduction**

### **8.1.Période de reproduction**

#### **8.1.1.Poisson rouge**

Dans le sud de l'Europe, la ponte se déroule de mi-mars à fin juin (à partir de 16°C). En Europe centrale et au Canada, elle a lieu à partir de mi-mai (à 17°C) et une seconde activité de ponte fin août (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

#### **8.1.2.Carpes**

Les Carpes chinoises se reproduisent en été (en Europe, en juin-juillet) quand la température des eaux est au-dessus de 22°C et ne descend pas en-dessous des 20° C. La période la plus favorable pour la reproduction se situe au moment où les eaux atteignent une température de 23 à 26° C. Les carpes argentées peuvent être reproduites au moins 2 fois au cours de l'année, à 3–4 mois d'intervalle, en régions tropicales et subtropicales (**FAO, 1982**).

### **8.2.Première maturité sexuelle**

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**).

La maturation sexuelle chez *C. auratus*, étudiée en laboratoire est conditionnée par une température de 24 °C et une photopériode longue (16h de jour) (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**)ne carpe femelle élevée à une température constante de 15°C atteint sa 1<sup>ère</sup> maturité à 15 mois (**Billard R., 1995**).

**Tableau I.2:** Age, poids et longueur de la première maturité sexuelle chez la carpe argentée et le poisson rouge

Espèce	Carpe argentée		Poisson rouge
	M	F	
Age (année)	4-5 (en Europe) 1-2 (zones tropicales et subtropicales) <b>(FAO, 1982)</b>	5-6 (en Europe) 2-3 (zones tropicales et subtropicales) <b>(FAO, 1982)</b>	1 (avec alimentation convenable)
Poids (kg)	2-6 <b>(Schlumberger O. and Girard P., 2013)</b>		-
Longueur (cm)	60-80 <b>(Schlumberger O. and Girard P., 2013)</b>		8-10 <b>(Roi A., 2014c)</b>

### 8.3. Dimorphisme sexuel

#### 8.3.1. Poisson rouge

Chez le mâle mature, on observe des petits boutons blancs, appelés boutons de noces, sur les opercules branchiaux, parfois sur la tête et les nageoires pectorales **(Schlumberger O. and Girard P., 2013; Roi A., 2014c)**.

#### 8.3.2. Carpes

##### Les femelles

Une fois matures, les femelles ont :

- Un ventre bien arrondi et doux ou semi-mou ;
- Une papille génitale rougeâtre ;
- Ouverture anale élargie et saillie.

##### Les mâles

Un mâle mature relâchera la laitance sous une légère pression abdominale, son ventre n'est pas gonflé mais plutôt mince **(Horvath L. et al., 2015)**.

## **8.4.Cycle sexuel**

### **8.4.1.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 spermatogénèse peut être divisée en 3 phases (**Cabrita E. et al., 2009**) :

- a) La prolifération mitotique des spermatogonies ;
- b) La division méiotique des spermatocytes ;
- c) La spermiogénèse.

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 spermiogénèse consiste à la différenciation des spermatides en spermatozoïdes flagellés.

Les spermatozoïdes sont libérés après l'ouverture des cystes dans le spermiducte : 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 à la formation de la laitance.

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

#### **8.4.2.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**) :

- a. Croissance des ovocytes (vitellogenèse) ;
- b. Maturation des ovocytes ;
- c. 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-vitellogenèse, qui implique une augmentation de la taille et l'apparition des couches cellulaires de la granulosa et de la thèque (le follicule).

#### **Vitellogenèse**

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 vitellogenèse, 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 (**Cabrita 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**).

### **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, et 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 17,20 $\beta$ -P (**Mylonas C. and Zohar Y., 2009; Sanders J. D. and Peterson S. P., 2011**) ou de 20 $\beta$ -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.

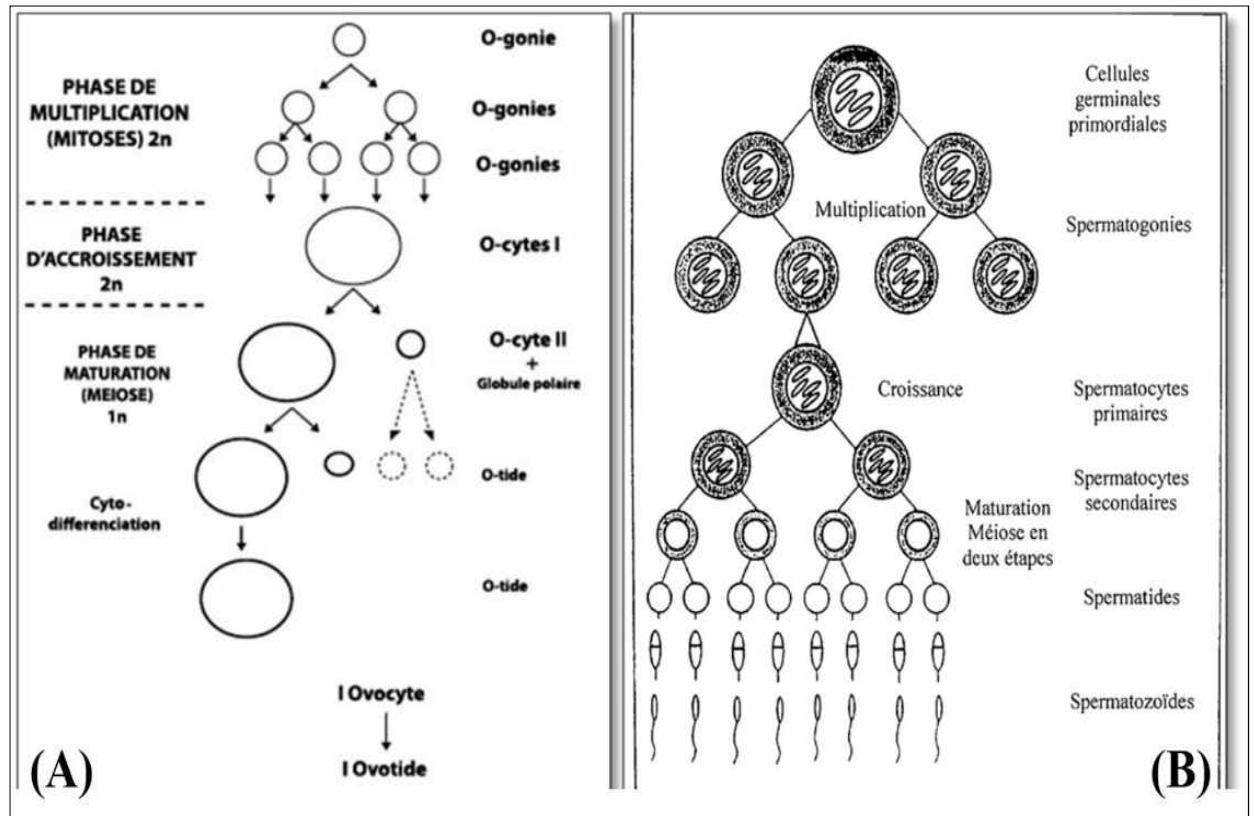
Lors de l'oviposition ou du stripping, les ovules sont accompagnés d'un liquide ovarien. Chez les cyprinidés il est caractérisé par une pression osmotique de 306 mOsm (218mOsm chez la carpe argentée), concentration en Mg<sup>2+</sup> : 2,58 mM et un pH de 9 (**Linhart O. et al., 1995**).

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

**Tableau I.3:** Fécondité relative, diamètre et poids des ovules chez le poisson rouge et la carpe argentée

Paramètre/Espèce	Poisson rouge	Carpe argentée
Fécondité relative (nombre d'ovules/ kg de poids vif de femelle)	50 -100. 10 <sup>3</sup> ( <b>Billard R., 1995</b> ) 160 -200. 10 <sup>3</sup> ( <b>Bruslé J. and Quignard J.P., 2001</b> )	60-80. 10 <sup>3</sup> ( <b>Schlumberger O. and Girard P., 2013</b> )
Diamètre de l'ovule (mm)	1,5-1,7 ( <b>Bruslé J. and Quignard J.P., 2001</b> )	4-5 ( <b>Schlumberger O. and Girard P., 2013</b> )

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



**Figure I.6:** Etapes de la gamétogénèse

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

### 8.5.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).

#### 8.5.1.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)**.

### **8.5.2.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)**.

### **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 indoléamines 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).

### 8.5.3. 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).

### 8.5.4. 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).

### 8.5.5. 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.

### 8.5.6. 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).

## 8.6. Contrôle neuroendocrinien de la gamétogenèse

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

### 8.6.1. 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**).

### 8.6.2. 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 gonadique par les cellules folliculaires,

et est impliquée dans la maturation des ovocytes, l'ovulation et même dans la spermiation (**kraak V.D.G., 2009**).

### **8.6.3. 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.

### **8.6.4. Contrôle de la maturation ovocytaire et de l'ovulation**

#### **L'œstradiol (E2)**

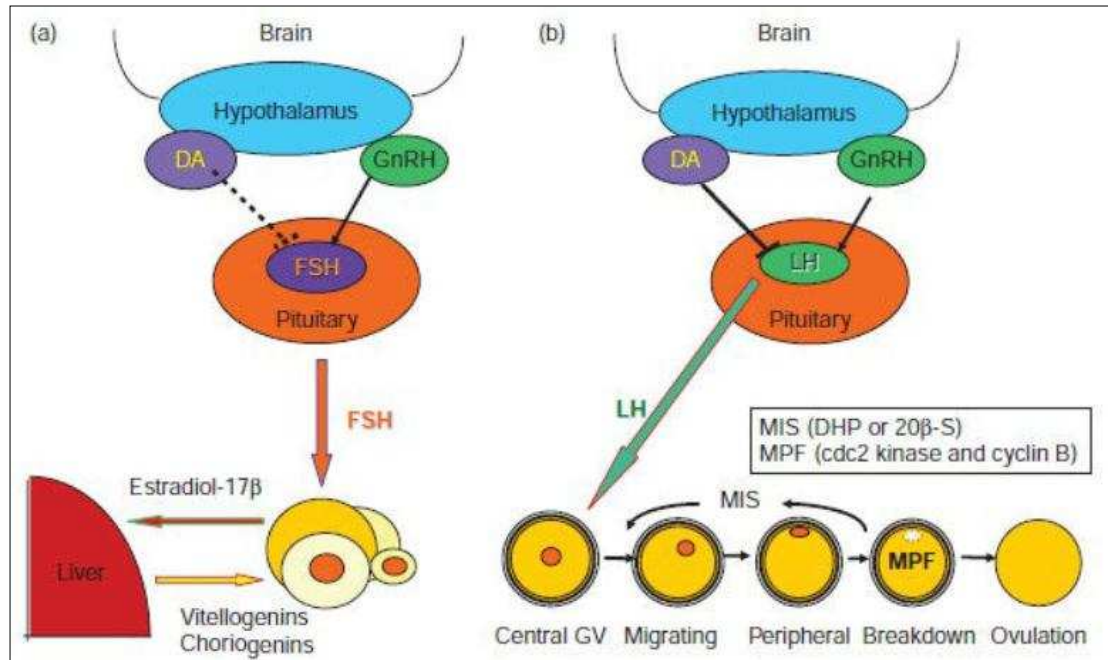
Au cours de la vitellogenèse, les cellules de la thèque synthétisent **T** qui est converti en **E2** dans les cellules de la granulosa, par l'action de l'enzyme aromatasase (**Hervé M., 2002; Cabrita E. et al., 2009**).

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 *C. auratus* et *C. carpio* 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 I.7:** Le contrôle endocrinien de la gamétogenèse chez les femelles des téléostéens (Yaron et Levavi-Sivan 2011) in (Ben ammar I., 2014)

- (a) Vitellogenèse
- (b) Maturation ovocytaire finale

### 8.6.5. Contrôle de la spermatogénèse et de la spermiation

La testostérone (T), la 11-kétotestostérone (11-KT) et la 17, 20β-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 spermatogénèse et diminuent rapidement après le début de la spermiation (Nagahama Y., 1994).

#### 17,20β-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**).

#### **8.6.6. Phéromones sexuelles**

Elles peuvent être des prostaglandines (acides gras) ou des stéroïdes sexuels C18, C19 et C21.

**Sorensen et al. (1988)** ont suggéré que les prostaglandines circulantes seraient libérées dans l'eau et agiraient comme des phéromones sur la synchronisation des comportements sexuels des 2 sexes.

Quelques études ont montré que la 17,20 $\beta$ -P, la 11-KT et leurs conjugués sont également synthétisés au niveau des branchies chez les poissons téléostéens et pourraient donc être libérés dans l'eau à ce niveau (**Hervé M., 2002**).

#### **8.6.7. Corticostéroïdes**

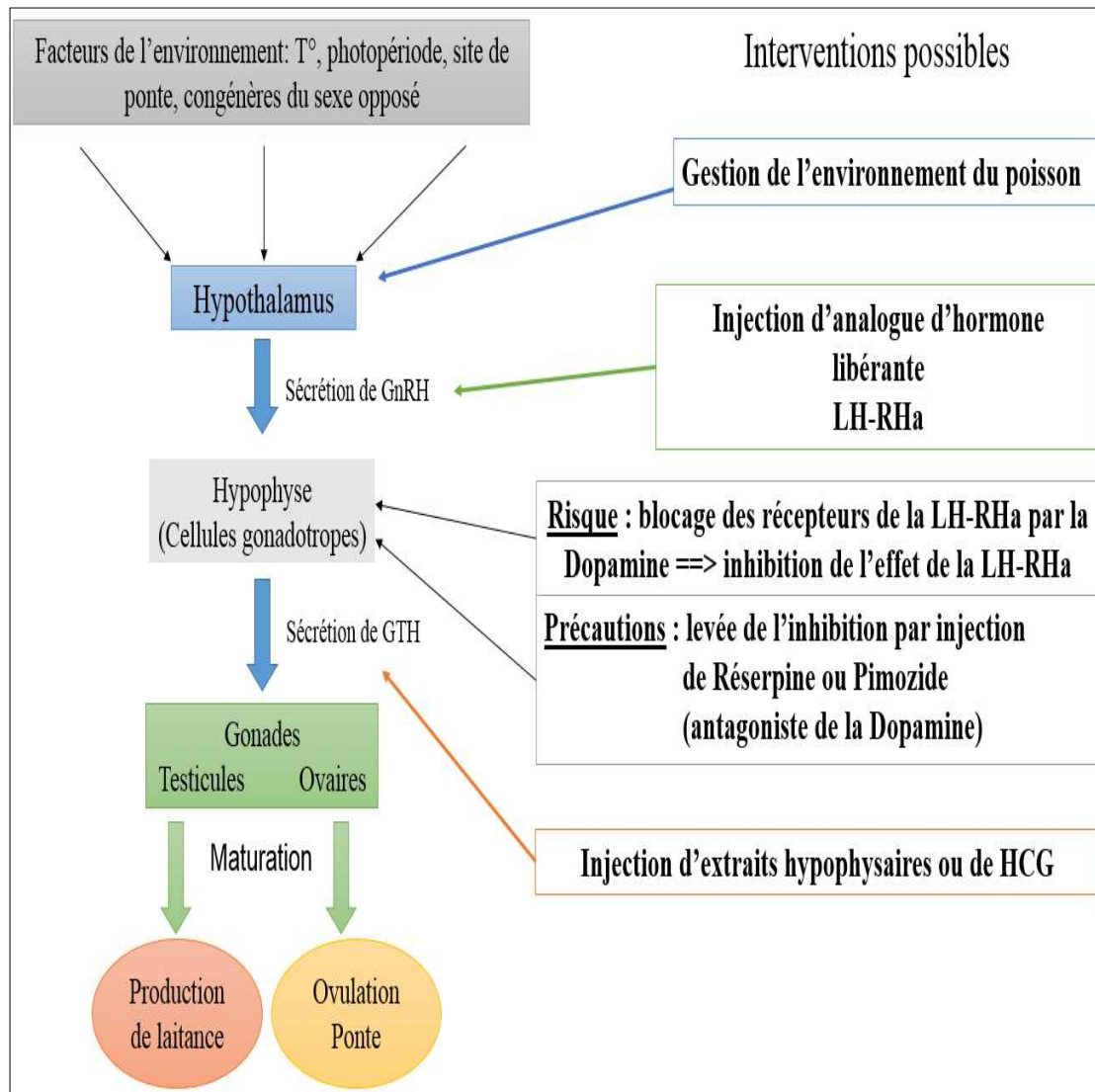
Les corticostéroïdes sont principalement synthétisés dans le tissu inter-rénal des poissons téléostéens.

La présence de récepteurs corticostéroïdes dans les ovaires et les testicules, conduit à considérer que les corticostéroïdes sont impliqués dans les processus reproducteurs. Ils peuvent également jouer un rôle positif dans la régulation du développement folliculaire, car des niveaux élevés peuvent augmenter les sécrétions de FSH et de LH (**Milla S. et al., 2009**).

#### **8.6.8. Effet inhibiteur de la dopamine**

La dopamine est un neurotransmetteur majeur, intervenant dans de nombreux systèmes de l'organisme et dont le rôle est très complexe. Elle agit comme un facteur inhibiteur de la libération de GnRH (**kraak V.D.G., 2009; Mylonas C. and Zohar Y., 2009**) et de GTH (Chang et Peter, 1983) in (**Mylonas C. and Zohar Y., 2009**)

Chez le poisson rouge, la dopamine inhibe directement la libération de LH (Peter et al., 1986 ; Trudeau 1997) in (**kraak V.D.G., 2009**). La spermiation des mâles est inhibée également par la dopamine avant l'ovulation de partenaires féminins (**Mylonas C. and Zohar Y., 2009**).



**Figure I.8:** Facteurs, Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (Schlumberger O., 2013)

## 8.7. Les modes de reproduction

### 8.7.1. La reproduction naturelle

Les poissons de sexes opposés sont placés ensemble dans une zone de fraie (petit étang, un enclos) où ils pondent naturellement (FAO, 2018b).

### 8.7.2. 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.

### **8.7.3. 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; Krejszef *et al.*, 2009; Szczerbowski *et al.*, 2009; Zarski *et 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 :

#### **a) 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.

#### **b) 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 méthodes**

En vue de suivre et maîtriser la reproduction artificielle du poisson rouge et de la carpe argentée, 2 stages pratiques ont été réalisés respectivement au niveau de 2 stations expérimentales, sises à Alger (**Figure II.1** : Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral, ENSSMAL) et à Sétif (Écloserie El-Ouricia).

### 1.Présentation de la structure d'accueil

#### 1.1.Station expérimentale de l'ENSSMAL à Dely-Ibrahim

Elle est équipée d'une batterie d'aquariums de différents volumes, des bassins en fibre de verre/plastique. Elle est alimentée d'une eau potable stockée dans une bache. L'oxygénation des aquariums est assurée par une pompe à air Atman [HP-12000] qui génère 110 L/min connectée à plusieurs diffuseurs.

Quelques espèces de poissons comestibles et d'ornement qui font objet de plusieurs études sont élevées dans cette station (poisson rouge, black molly, scalaire, poisson chat africain, tilapia rouge, etc.).



**Figure II.1:** Situation géographique de la station expérimentale de l'ENSSMAL à Dely-Ibrahim

### 1.2. Ecloserie d'El-Ouricia

Cette station affilié au CNRDPA a été créée en 2009 par le MADRP dans le cadre d'un partenariat avec une société hongroise INNOFLEX LTD.CO (Technical Development and Constructing in Aquaculture), à El-Ouricia wilaya de Sétif (**Figure II.2**) et son financement a été assuré par le FNDPA.

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 15 millions d'unités, la vulgarisation des techniques de reproduction et alevinage en eau douce et la création de 30 postes d'emplois permanents.

Elle produit environ 5 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'alimentation en eau (forage de 80 m et retenue collinaire Zairi)
- Système d'évacuation de l'eau
- Système d'aération
- Filtre à tambour rotatif
- Système d'incubation
- 2 bassins de 50m<sup>3</sup> pour le stockage des géniteurs
- 4 bacs de 3 m<sup>3</sup> pour la stabulation des géniteurs
- 3 modules d'élevage larvaire (18 auges)
- 6 bassins post-larves de 4m<sup>3</sup> chacun
- 2 auges de culture d'artémia
- Matériel et produits nécessaires pour la reproduction artificielle (loupe binoculaire, table de manipulation, solution physiologique, formol, hypophyse, Ovopel).



**Figure II.2:** Situation géographique de l'écloserie mobile d'El-Ouricia.

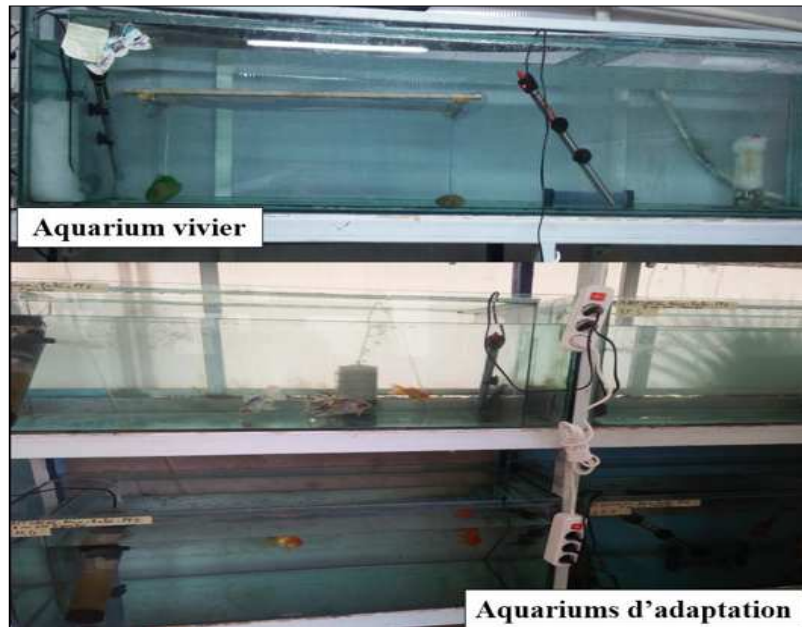
## 2. Matériel expérimental

### 2.1. Aquariums et équipements à l'ENSSMAL

Un total de 4 aquariums de (105 cm × 40 cm × 40 cm) (168 L de volume) chacun a été utilisé pour l'adaptation des géniteurs Shubunkin et Oranda, et 1 aquarium vivier (175 cm × 40 cm × 45 cm) (315 L) utilisé lors de l'incubation des œufs (**Figure II.3**).

Chaque aquarium est équipé d'un diffuseur d'air, une ou 2 résistances à thermostat en acier inoxydable [Sea Star Hx-233] 300 ou 500 W et un système de filtration. Ce dernier est composé d'un filtre interne [Rs Electrical RS-1507] à triple rôles (filtration mécanique, biologique et oxygénation) d'une capacité maximale de 1000 L/h, et d'un filtre conçu manuellement qui sert à optimiser l'élimination des composés azotés toxiques.

Lors de l'élevage annexe, une bouteille en verre de 10 L, et un aquarium de (60 cm × 40 cm × 40 cm) (96 L) sont utilisés pour la culture du phytoplancton et l'élevage des daphnies respectivement. Les 2 récipients sont munis d'un diffuseur d'air et d'une résistance à thermostat (300 W).



**Figure II.3:** Aquariums et équipements utilisés à la station expérimentale de l'ENSSMAL

## 2.2. Équipements de l'écloserie d'El-Ouricia

Pour la stabulation des géniteurs, 4 bassins en polyéthylène de forme carrée ou rectangulaire de 3 m<sup>3</sup> chacun et 3 bassins circulaires de 4 m<sup>3</sup> ont été utilisés. Un bassin circulaire de 4 m<sup>3</sup> à l'extérieur a été utilisé lors de l'élevage larvaire et l'alevinage (**Figure II.4**). 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 II.4:** Différents bassins utilisés à l'écloserie

Le système d'incubation est composé de 18 bouteilles de Zoug de 9 L et 6 auges de 200 L alimentées d'une eau conditionnée par un circuit ouvert (**Figure II.5**).



**Figure II.5:** Bouteilles de Zoug et auges d'incubation

### 3. Géniteurs utilisés

#### 3.1. Poisson rouge

Au total, 22 géniteurs poisson rouge ont été utilisés à l'ENSSMAL (mâles, n = 12 ; femelles, n = 10). L'espèce est représentée par 2 variétés : Shubunkin et Oranda (**Tableau II.1**).

**Tableau II.1:** Taille des géniteurs poisson rouge utilisés lors du 1<sup>er</sup> stage

Essai	Variété	Sexe	Ordre	Poids (g)	Longueur totale (mm)
1	Shubunkin	F	1	115,9	194,5
			2	52,0	154,5
			3	17,3	97,7
		M	1	60,0	154,3
			2	51,4	143,0
			3	38,5	116,4
			4	34,0	134,9
			5	29,7	128,0
2	Shubunkin	F	1	83,9	172,9
			2	45,4	115,0
			3	41,3	115,0
		M	1	39,8	138,4
			2	24,2	113,2

	Oranda	F	3	64,8	173,1
			4	45,5	123,5
			1	78,0	127,7
			2	85,1	124,4
		M	3	87,5	143,9
			4	93,9	134,1
			1	85,9	130,3
			2	93,4	136,8
			3*	-	-

(\* Sujet mort après 32 h de son achat)

### 3.2. Carpe argentée

A l'écloserie, 33 géniteurs carpe argentée *H. molitrix* de différentes tailles ont été utilisés (**Tableau II.2**).

**Tableau II.2:** Poids des géniteurs carpe argentée utilisés lors du 2<sup>ème</sup> stage

Essai		1		2		3		4	
Sexe	Ordre	F	M	F	M	F	M	F	M
Poids (kg)	1	13,6	9,8	14,7	6,9	9,9	7,6	9,9	9,8
	2	8,9	8,9	4,8	7,9	9,7	7,9	15,8	7,7
	3	11,7	5,7	9,6	11,7	9,8	5,8	9,6	-
	4	-	8,8	8,7	12,5	11,8	6,7	-	-
	5	-	-	6,8	12,7	6,9	-	-	-
	6	-	-	15,9	-	-	-	-	-
	7	-	-	11,8	-	-	-	-	-

## 4. Méthodes suivies

### 4.1. Elevage annexe

#### 4.1.1. Culture des micro-algues

Durant cette expérience, des micro-algues ont été cultivées dans une bouteille de 10 L qui est exposée à une source de lumière (lampe 75 W) 24 h / 24, et munie d'un diffuseur d'air et d'une résistance à thermostat pour maintenir la température à 22 °C (**Figure II.6**).

Le milieu de culture est à la base d'eau d'élevage (récupérée depuis les aquariums au niveau de la ferme expérimentale).

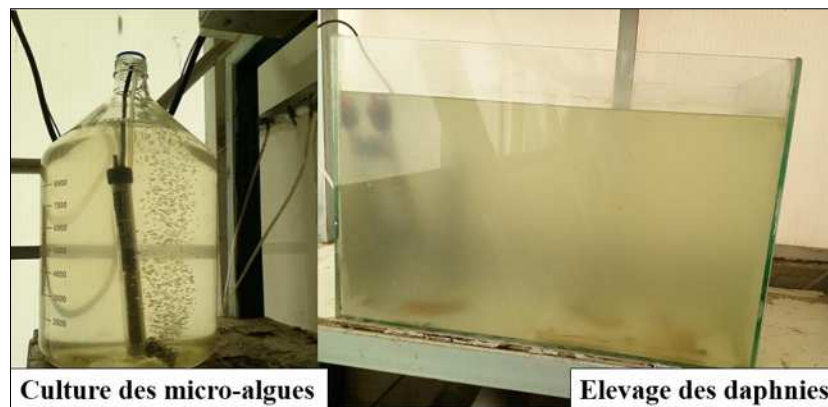
#### **4.1.2.Élevage des daphnies**

Un aquarium de 96 L rempli au 3/4 d'eau d'élevage des poissons a été ensemencé avec une souche de *Daphnia magna*. Cet aquarium est muni d'un diffuseur d'air et d'une résistance à thermostat pour maintenir la température à 22-24°C (**Figure II.6**).

Afin d'ensemencer l'aquarium, 2 L d'eau contenant des daphnies ont été prélevés à partir d'un bassin exposé à l'air libre au niveau de la ferme expérimentale de l'ENSSMAL.

L'identification de la souche a été réalisée par **Khiar F. (2017)** lors de son étude portant sur la mise en évidence des performances de l'élevage de *D. magna*, au niveau des laboratoires de recherche de l'ENSSMAL à Sidi Fredj.

Les daphnies ont été nourris chaque jour avec 2 L de micro-algues cultivées dans la bouteille de 10 L, avec un apport supplémentaire d'un volume d'extrait de levure de boulangerie de marque saf-instant (*Saccharomyces cerevisiae*) 2 fois par semaine.



**Figure II.6:** Équipements utilisés lors de l'élevage annexe

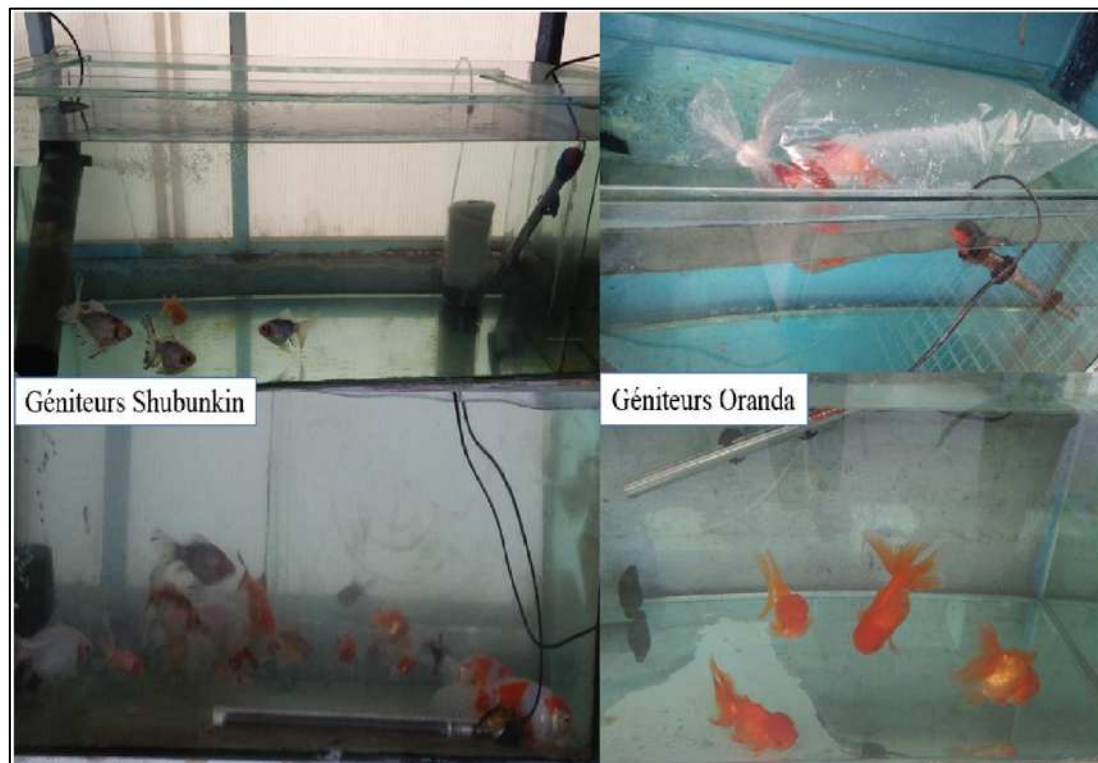
#### **4.2.Approvisionnement en géniteurs**

##### **4.2.1.Poisson rouge**

Les géniteurs Shubunkin utilisés lors du premier et deuxième essai ont été élevés dans des aquariums au niveau de la station expérimentale de l'ENSSMAL (**Figure II.7**).

Sept géniteurs Oranda, originaires de l'Indonésie, ont été achetés chez un grossiste à E'Safsafa (Bir khadem) considéré comme le 1<sup>er</sup> marché de vente de poissons d'ornement et des accessoires d'aquariophilie à Alger.

Les Oranda sont transportés dans 2 sacs en plastique remplis à 30% d'eau et injectés d'oxygène pur.



**Figure II.7:** Géniteurs Shubunkin et Oranda

#### 4.2.2. Carpe argentée

Les géniteurs utilisés sont pêchés au niveau du barrage d'Ain Abbessa (36°17'37.3"N 5°16'34.09"E) wilaya de Sétif. Les pêches ont été effectuées à l'aide d'une senne tournante coulissante (Tonarine) entre 02h00 et 07h00 du matin. Le transport des géniteurs est assuré par un camion vivier (**Figure II.8**).

**Tableau II.3:** Date des pêches et l'heure de l'arrivée des géniteurs lors du 2<sup>ème</sup> stage

Essai	Date de la pêche	Heure de l'arrivée des géniteurs
1	31/07/2018	08h10
2	02/08/2018	08h00
3	04/08/2018	09h30
4	12/08/2018	10h45



**Figure II.8:** Arrivée et stabulation des géniteurs *H. molitrix*

#### **4.3.Mise en quarantaine**

Afin de prévenir les maladies, les poissons ramenés de Bir Khadem (d'importation) le 28/04/2018 ont été mis en quarantaine dans un aquarium 168 L muni d'une résistance à thermostat et d'un diffuseur d'air avec aération permanente.

Après 30 h, des points blancs ont été observés au niveau de leurs corps, de la tête et des nageoires des poissons ; ainsi, la maladie des points blancs ou Ichtyophthiriose est diagnostiquée. Elle est causée par un parasite cilié *Ichtyophthirius multifiliis* ; parasite monoxène (son cycle comprend un seul hôte) obligatoire des poissons (Elie P. and Girard P., 2009).

Les formes libres du parasite ont une durée de survie dans le milieu de 1 à 2 jours maximum et ne résistent pas à des salinités supérieures à 5 à 8 ‰ (Elie P. and Girard P., 2009).

#### **4.4. Traitement contre l'Ichtyophthiriose**

Afin de remédier la maladie, et vu l'absence d'un protocole standard nous avons mis au point notre propre protocole :

**Tableau II.4:** Traitement contre l'Ichtyophthiriose

Date	Opération
29/04/2018	Bain de VM à 0,05 mg / L Renouvellement de 100% du volume d'eau après 2 h.
30/04/2018	Bain de VM à 0,05 mg / L Renouvellement de 100% du volume d'eau après 2 h.
01/05/2018	Traitement au sel de table à 1,5 g / L
Du 02/05 au 07/05/2018	Renouvellement journalier de 50% du volume total de l'eau.

La température a été maintenue entre 27 et 28 °C pendant le traitement.

#### **4.5. Sélection des géniteurs**

Le choix des géniteurs s'est basé sur :

- La conformation du corps qui doit présenter une bonne apparence extérieure.
- L'état sanitaire des sujets qui ne doivent présenter aucun symptôme ou malformation.

#### **4.6. Sexage**

Chez la variété Shubunkin, les mâles ont des boutons de noces sur les opercules et libèrent des petites quantités de laitance sous l'effet d'une légère pression abdominale, quant aux femelles elles sont dépourvues de ces boutons et leurs orifices génitaux sont rosâtres et peuvent libérer quelques ovocytes sous pression abdominale.

Le sexage des Oranda était un peu plus délicat vu la petite taille des sujets, il s'est basé sur les mêmes critères précédents plus la présence d'un point noirâtre au milieu de l'orifice génital chez les mâles.

Chez la carpe argentée, les mâles sont caractérisés par un abdomen élancé, et une rugosité de la partie supérieure des nageoires pectorales. Sous une légère pression abdominale, ils peuvent libérer des petites quantités de laitance. Quant aux femelles, elles ont un abdomen arrondi et ballonné, et une papille génitale rougeâtre.

## **4.7. Conditions d'adaptation des géniteurs**

### **4.7.1. Poisson rouge**

La ponte des femelles poisson rouge a lieu dans les 2 à 4 semaines de leur transfert dans des bacs de ponte à 24 °C (**Schlumberger O. and Girard P., 2013**).

Dans notre expérience, 4 aquariums identiques de 168L de volume ont été utilisés pour séparer les sexes des 2 variétés.

**Tableau II.5:** Paramètres d'adaptation des géniteurs poisson rouge

Essai	1		2			
Paramètre/variété	Shubunkin		Shubunkin		Oranda	
Début d'adaptation	13/03/2018		03/05/2018		08/05/2018	
Sexe	M	F	M	F	M	F
Poids total (g)	158,7	146,4	137,8	142,7	152,5	302,2
R.A.J (g)	3,2	2,9	2,8	2,9	3,0	6,0
T (°C)	22,8	23,4	23,3	21,7	24,3	24,8
pH	7,4	7,5	7,5	7,3	7,7	7,6
O <sub>2</sub> (ppm)	8,2	8,3	8,1	8,2	7,9	8,0

Pour l'alimentation des géniteurs, un aliment artificiel (BioMar) a été distribué à raison de 2% du poids total des géniteurs (1-2% selon **Schlumberger O. and Girard P. (2013)**) sur 2 reprises (09h00 et 15h00) durant toute la période d'adaptation. Comme mesure recommandée, les géniteurs ont été mis à jeûne 24 h avant le traitement hormonal.

### **4.7.2. Carpe argentée**

Une fois arrivés à l'écloserie, les géniteurs ont été mis dans des bassins de stabulation, munis de 8 résistances à thermostat pour maintenir la température à 24°C, avec aération permanente. La première injection des femelles a été effectuée après 2 à 4 h de l'arrivée des géniteurs.

## **4.8. Anesthésie**

L'anesthésie est nécessaire lors de la manipulation des poissons hors de l'eau notamment lorsque de gros spécimens sont utilisés. Il est recommandé d'utiliser un anesthésiant idéal à une concentration bien définie pour éviter tout stress susceptible d'avoir des effets néfastes sur les performances reproductives des géniteurs (**Figure II.9**).

Pour les 2 essais à l'ENSSMAL, le phénoxy-éthanol a été utilisé comme anesthésiant à une dose de 0,1 ml/L vu la petite taille des géniteurs (les doses recommandées sont de 0,2 à 0,5 ml/L à une température d'eau entre 22 et 24°C (Billard R., 1995).

Au niveau de l'écloserie El-Ouricia, l'Eugénol a été utilisé avec une dose de 0,05 ml/L.



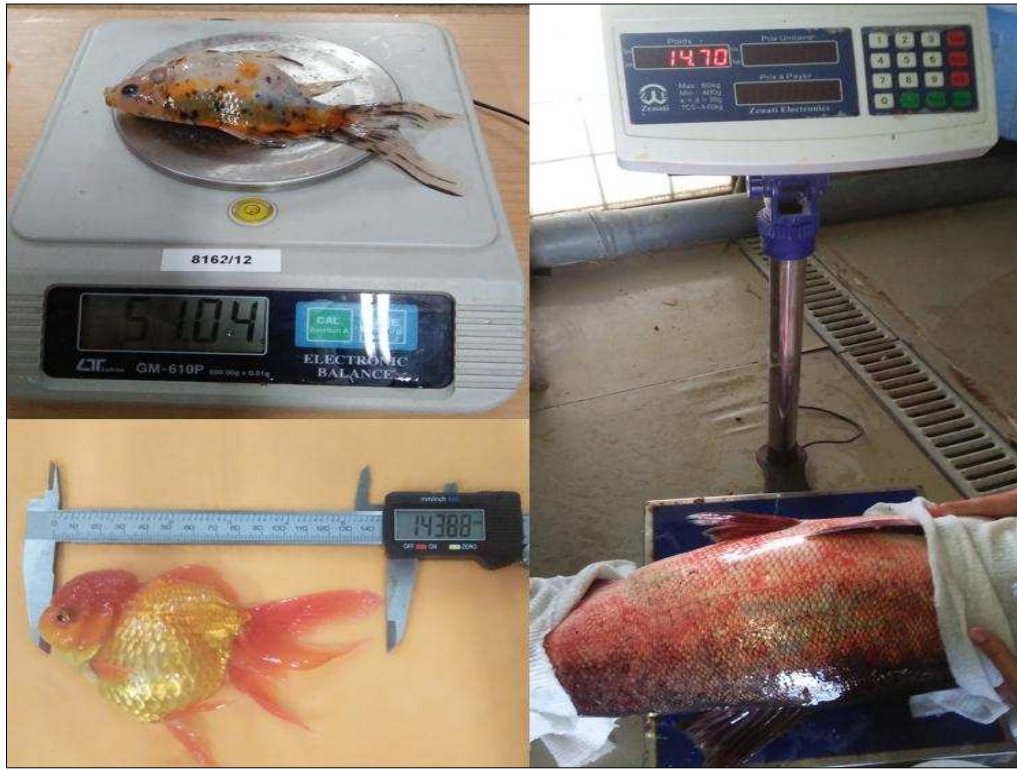
Figure II.9: Préparation de l'anesthésiant

### 4.9. Contrôle pondéral

Pour chaque lot de géniteurs à l'ENSSMAL, le poids vif a été mesuré 2 fois : au début de la phase d'adaptation pour déduire la quantité d'aliment à distribuer, et lors de la reproduction artificielle pour calculer la dose d'injection hormonale.

Pour la pesée des géniteurs, 2 balances ont été utilisées (Figure II.10) : à l'ENSSMAL une balance électronique de précision à 0,01 g près et 600 g max [LUTRON modèle GM-610P], et une deuxième au niveau de l'écloserie El-Ouricia [ZENATI modèle TCS 60A] de 60 kg max.

Pour la taille des poissons rouges, leur longueur totale a été mesurée à l'aide d'un pied à coulisse numérique [YAKAMOZ 200mm].



**Figure II.10:** Mesure de la longueur totale et du poids des géniteurs

#### 4.10. Détermination de l'état de maturité sexuelle

Plusieurs paramètres peuvent indiquer l'état de maturation des gonades et notamment des gamètes femelles tels que la taille des ovocytes, et la position de la VG qui migre vers la périphérie de la cellule.

Il nous semble que ce dernier est le plus indicatif, et pour identifier l'état de migration de la VG des poissons rouges, nous avons procédé comme suit :

##### 4.10.1. Préparation du liquide de SERRA

C'est l'un des liquides éclaircisseurs les plus utilisés (Schlumberger O. and Girard P., 2013) ; et pour le préparer, 6 volumes d'alcool à 95° (éthanol) ont été mélangés avec 3 volumes de formol (37%) et 1 volume d'acide acétique.

##### 4.10.2. Prélèvement des ovocytes

Un échantillon d'ovocytes de chaque femelle a été prélevé en introduisant un tuyau fin désinfecté via l'orifice génital. Les ovocytes obtenus par aspiration sont mis dans une boîte de pétri remplis à moitié du liquide de SERRA.

Dans 5 à 10 min, les ovocytes deviennent translucides, et la VG devient visible par transparence ; à ce moment où l'observation sous loupe binoculaire ou sous microscope peut être réalisée.

Il est à noter que le traitement hormonal n'est efficace que lorsque la VG atteint les stades 3 ou 4 de migration

#### 4.11. Traitement hormonal

##### 4.11.1. Préparation de la solution d'injection

###### Poisson rouge

Lors du 1<sup>er</sup> essai, l'Ovaprim qui est souvent utilisé exclusivement pour injecter les géniteurs de poissons d'ornement a été injecté aux poissons rouges (**Figure II.11**).

L'Ovaprim est une préparation contenant 20 µg d'analogue de LH-RH de saumon (sLH-RHa) et 10 mg de dompéridone dans 1 ml de propylène glycol (**Hill J.E. et al., 2009; Targońska K. et al., 2012**). Une quantité de 0,4 ml d'Ovaprim a été diluée dans 3,6 ml de sérum salé 0,9%.

Pour le 2<sup>ème</sup> essai, l'hCG 5000 conditionnée dans 2 ampoules a été utilisée (**Figure II.11**) : l'une contenant une poudre compactée et l'autre remplie d'1 ml de chlorure de sodium pour la dissolution. Après homogénéisation, 5000 UI d'hCG dans 1 ml sont obtenus. Puis, une quantité de 0,2 ml de cette solution est diluée dans 1,8 ml de sérum salé 0,9% pour obtenir une solution de 2 ml à 500 UI/ml en vue de l'injecter.



Figure II.11: Préparations hormonales pour *C. auratus*

**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 II.12**).

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).



**Figure II.12:** Préparation de la solution hormonale pour *H. molitrix*

#### **4.11.2.Doses, nombre et lieu d'injection**

Lors du traitement hormonal, les géniteurs doivent être retirés du bain anesthésiant dès qu'il y a perte d'équilibre. Par la suite ils sont séchés à l'aide d'une serviette propre et maintenus sur une table de manipulation.

#### **Poisson rouge**

##### **1<sup>er</sup> essai**

Les doses utilisées d'Ovaprim sont en fonction du poids des géniteurs.

- Pour les mâles : 0,1-0,2 ml / kg de poids vif.
- Pour les femelles : 0,3-0,4 ml / kg de poids vif (indiqués sur la boîte).

Pratiquement, lors du traitement hormonale une dose de 0,4 ml / kg de poids vif a été utilisée chez les deux sexes.

##### **2<sup>ème</sup> essai**

Chez les 2 sexes la dose utilisée est d'1 UI d'hCG / g du poids vif pour les 2 variétés de poisson rouge (**Goto-Kazeto R. et al., 2006; Targońska K. and Kucharczyk D., 2011**).

Les doses sont administrées à l'aide d'une seringue d'un ml par voie intrapéritonéale lors d'une injection unique à mi-distance entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale sous les écailles et non à travers, suivant un angle de 45°(ou bien à la base de la nageoire pelvienne (**Targońska K. and Kucharczyk D., 2011**)).



**Figure II.13:** Injection hormonale chez un géniteur Oranda

**Tableau II.6:** Récapitulatif des doses hormonales injectées lors du 1<sup>er</sup> essai à l'ENSSMAL

Essai	Variété	Sexe	Ordre	Poids (g)	Dose d'Ovaprim injectée (ml)
1	Shubunkin	F	1	115,9	0,46
			2	52,0	0,21
			3	17,3	0,07
		M	1	60,0	0,24
			2	51,4	0,21
			3	38,5	0,15
			4	34,0	0,14
			5	29,7	0,12

Les injections ont été effectuées entre 17h30 et 18h00 le 16/04/2018.

**Tableau II.7:** Récapitulatif des doses hormonales injectées lors du 2<sup>ème</sup> essai à l'ENSSMAL

Essai	Variété	Sexe	Ordre	Poids (g)	Dose d'hCG injectée (UI)	Volume injecté (ml)	
2	Shubunkin	F	1	83,9	83,90	0,17	
			2	45,4	45,42	0,09	
			3	41,3	41,30	0,08	
		M	1	39,8	39,76	0,08	
			2	24,2	24,24	0,05	
			3	64,8	64,75	0,13	
			4	45,5	45,49	0,09	
		Oranda	F	1	78,0	77,99	0,16
				2	85,1	85,06	0,17
				3	87,5	87,50	0,18
	4			93,9	93,87	0,19	
	M	1	85,9	85,94	0,17		
		2	93,4	93,38	0,19		

Les injections ont été effectuées le 07/06/2018 entre 22h40 et 23h00 pour l'Oranda et 23h00 et 23h15 pour les shubunkin.

### **Carpe argentée**

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 240-300dh. 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 (Figure II.14).

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



**Figure II.14:** Injection hormonale des géniteurs *H. molitrix*

**Tableau II.8:** 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	4,8	2,5	25,0	1,0
	3	9,6	5,0	50,0	2,0
	4	8,7	4,5	45,0	1,8
	5	6,8	3,5	35,0	1,4
	6	15,9	8,0	-	3,2
	7	11,8	6,0	-	2,4
	3	1	9,9	5,0	50,0
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
4	1	9,9	5,0	50,0	2,0
	2	15,8	8,0	80,0	3,2
	3	9,6	5,0	50,0	2,0

**Tableau II.9:** 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
2	1	6,9	14,0	1,4
	2	9,7	16,0	1,6
	3	11,7	24,0	2,4
	4	12,5	26,0	2,6
	5	12,7	26,0	2,6
3	1	7,6	16,0	1,6
	2	7,9	16,0	1,6
	3	5,8	12,0	1,2
	4	6,7	14,0	1,4
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.

#### **4.12.Fécondation artificielle**

##### **4.12.1.Stripping**

Les géniteurs sont maintenus au calme, et l'ovulation se produit à 240-300°h Chez le poisson rouge et 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 II.10:** Intervalle entre l'injection et le stripping des femelles *C. auratus*

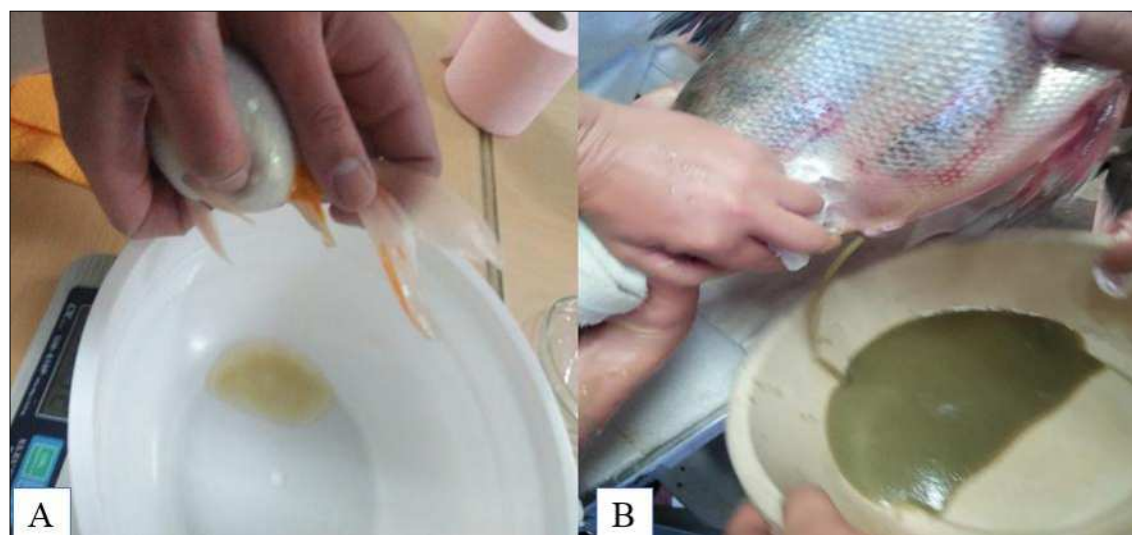
Essai	Variété	Tm (°C)	Intervalle entre l'injection et le stripping (dh)
1	Shubunkin	23,3	186,4
2	Oranda	24,8	247,4
	Shubunkin	23,3	255,5

**Tableau II.11:** 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**

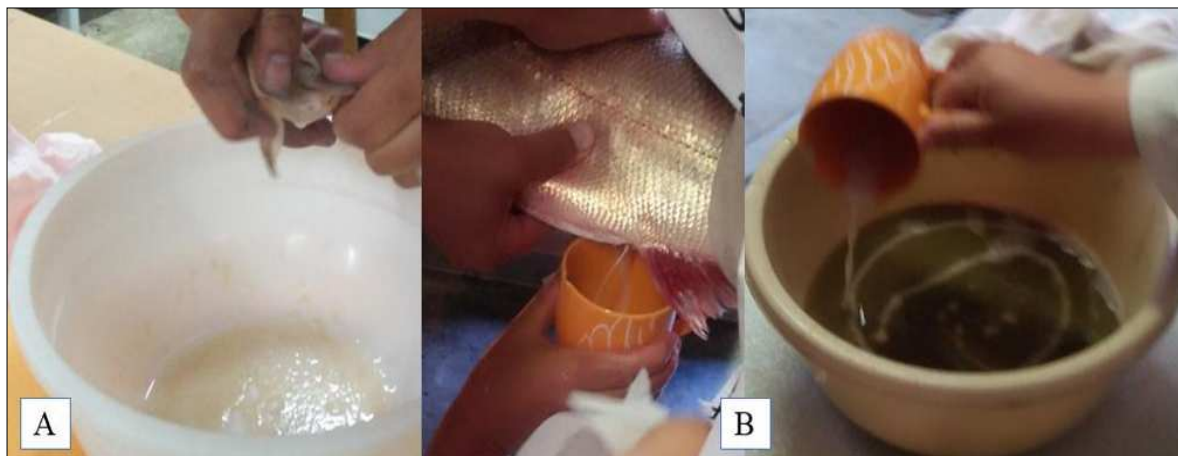
Les femelles anesthésiées sont placées l'une après l'autres sur la table de manipulation. À l'aide d'une serviette propre, chaque sujet est séché doucement, le maintenant en position inclinée la tête vers le haut et l'orifice génital vers un récipient désinfecté et sec. Puis, une légère pression est 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 II.15**).



**Figure II.15:** Extraction des ovules chez *C. auratus* (A) et *H. molitrix* (B)

### 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 II.16**).



**Figure II.16:** Extraction de la laitance chez *C. auratus* (A) et *H. molitrix* (B)

#### 4.12.2. Estimation de la production des ovules

Pour estimer le nombre des œufs, 2 méthodes sont indiquées :

- Théoriquement :

On utilise l'information citée par les différents auteurs du **Tableau I.3** pour estimer la production des ovules chez les 2 espèces étudiées.

- Pratiquement :

La méthode volumétrique qui consiste à calculer le nombre d'ovules  $N_0$  dans un volume  $V_0$  ( $V_0=1$  ml) a été adoptée.

Le nombre total des ovules produits  $N_t$  est calculé selon la règle suivante :

- $1$  ml  $\rightarrow N_0$
  - $V_t \rightarrow N_t$
- $$N_t = (N_0 \times V_t) / 1$$

### **4.12.3. Insémination artificielle**

La méthode sèche qui consiste à mélanger à sec les ovules et la laitance a été adoptée (**Figure II.17A**).

#### **a) Poisson rouge**

Pour ne pas abimer les gamètes, elles étaient mélangées pendant 1-2 min à l'aide d'un pinceau en silicone (outil pour préparation des gâteaux), ou d'une plume désinfectée au formol (concentration : 37% dilué au ¼).

#### **Ajout de la solution fécondante**

Elle sert à prolonger la durée d'activation des spermatozoïdes qui varie entre 60 et 90 s dans l'eau douce (**Figure II.17B**).

La solution de Woynarovich a été préparée comme suit : 4g NaCl + 3g d'urée dans 1L d'eau de l'incubateur (**Schlumberger O. and Girard P., 2013**). Puis, 10 volumes de solution pour chaque volume d'œufs ont été rajoutés.

La pesée de NaCl et d'urée a été effectuée au niveau du laboratoire d'aquaculture à l'aide d'une balance électronique de précision [KERN modèle ABS 220-4N].

La même plume/pinceau a été utilisée pour remuer le mélange pendant 4-5 min. Les œufs sont rincés avec de l'eau de l'incubateur pour éliminer la solution fécondante avant de passer à l'étape suivante.

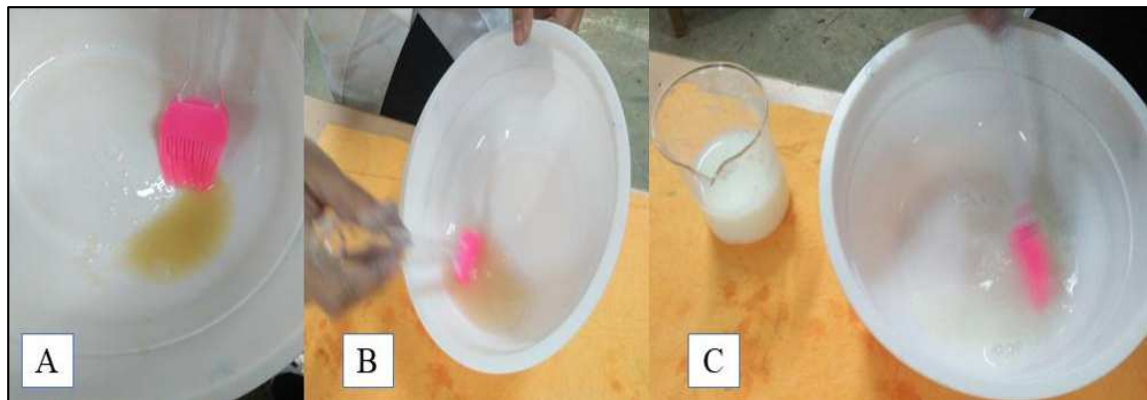
#### **Elimination de l'adhésivité**

Les œufs de la majorité des cyprinidés deviennent adhésifs au contact de l'eau ce qui affecte l'éclosion et favorise le développement des agents pathogènes après colmatage. Plusieurs mélanges (testés à des températures entre 28 et 30°C) à double rôles sont utilisables pour la fécondation et l'élimination de l'adhésivité :

- Solution du lait dilué au 1/5 (ou 100g de lait en poudre) + 10 g de NaCl dans 10 L d'eau. Après 20 min, rinçage et traitement au tanin (3,5 g / 10 L) d'après Perès (1983) in (**Schlumberger O. and Girard P., 2013**).
- 20 g de lait entière en poudre + 4 g de NaCl dans 1 L d'eau.

- Traitement des œufs dans une solution à 15 g / L de sulfite de sodium pendant 5 min, puis 2 fois 30 s dans une solution de tanin à 2 g/ L d'après khan *et al.* (1986) in (Schlumberger O. and Girard P., 2013).

Afin d'éliminer cette adhésivité, une solution du lait a été utilisée, dilué au  $\frac{1}{4}$  (500 ml du lait Candia dans 2 L d'eau de l'incubateur). Un volume suffisant pour couvrir les œufs a été ajouté (**Figure II.17C**). L'ensemble est remué pendant 45 min avec renouvellement de la solution chaque 15 min.



**Figure II.17:** Insémination artificielle chez le poisson rouge

A : Mélange des gamètes    B : Ajout de la solution fécondante    C : Ajout du lait

#### b) Carpe argentée

Les gamètes ont été mélangés dans un récipient à sec avec la main pendant 2 min sans rajouter la solution fécondante (**Figure II.18A**) ; par la suite, 2 volumes d'eau ont été rajoutés (**Figure II.18B**) en remuant pendant 15 min (**Figure II.18C**) avec renouvellement d'eau chaque 5 min.



**Figure II.18:** Insémination artificielle chez la carpe argentée.

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

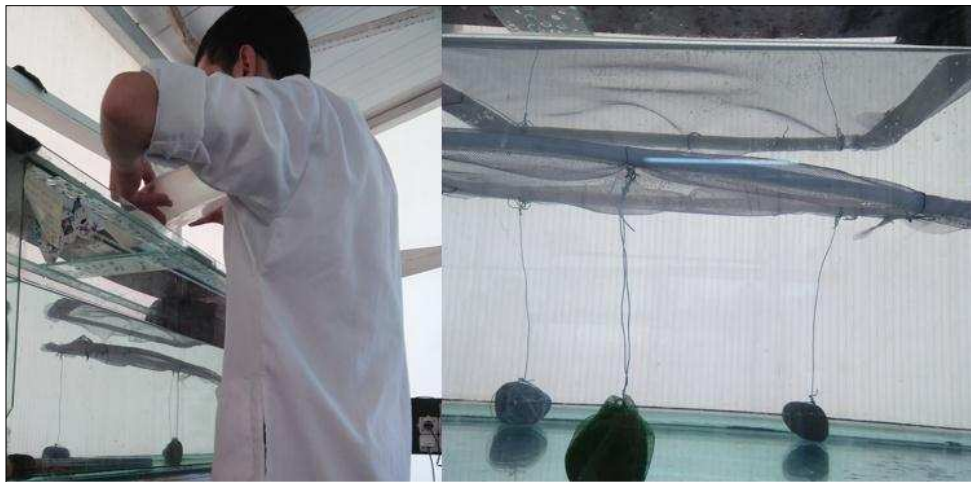
### **4.13. Incubation des œufs**

C'est une étape délicate qui exige une eau de bonne qualité et donc le contrôle des différents paramètres afin de fournir toutes les conditions favorables au développement embryonnaire.

#### **4.13.1. Poisson rouge**

Avant leur mise en incubation, les œufs sont rincés 3 fois avec une eau propre pour éliminer toutes traces du lait.

En effet, les œufs ont été étalés sur un tissu de moustiquaire, vide de maille d'1 mm avec des cadres en bois. L'ensemble est maintenu en suspension avec des lestes dans 2 aquariums de 168 et 315 L, équipés d'une ou de 2 résistances avec aération permanente (**Figure II.19**).



**Figure II.19:** Mise en incubation des œufs des poissons rouges

#### **4.13.2. Carpe argentée**

Pour chaque opération d'incubation, une ou 2 bouteilles de Zoug ont été utilisées pour incuber un échantillon de 5 g d'œufs, tandis que la quantité importante est incubée dans des auges de 200 L (**Figure II.20**).



**Figure II.20:** Mise en incubation des œufs de la carpe argentée

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 II.12:** Température optimale et durée d'incubation des œufs

Espèce	Durée de l'incubation	Température optimale (°C)	Bibliographie
Poisson rouge	90-115 dj	20-22	(Schlumberger O. and Girard P., 2013)
	90 dj	19-21	(Bruslé J. and Quignard J.P., 2001)
	-	24	(Tsai H.Y. <i>et al.</i> , 2013)
Carpe argentée	24-32 h	22-24	(Schlumberger O. and Girard P., 2013)
	14-17 h	28-30	(Yu <i>et al.</i> , 1973) in (Bruslé J. and Quignard J.P., 2001)

#### 4.14. Traitement antifongique

A l'ENSSMAL, un bain au bleu de méthylène à 5 g / L dans les aquariums d'incubation a été effectué, avec changement de 25% du volume d'eau après 8 h.

A l'écloserie, le formol à une dose de 25 ml / m<sup>3</sup> a été utilisé chaque 4h d'intervalle (de 11h00 jusqu'à 03h00 le lendemain) dans 2 réservoirs de 2 m<sup>3</sup> chacun qui alimentent le système d'incubation. Le débit est régulé afin de maintenir les œufs en suspension.

#### 4.15. Développement embryonnaire

Afin de suivre le développement embryonnaire, des observations microscopiques de quelques œufs ont été effectuées chaque 2-3h.

D'après Yamaha *et al.* (1999) in (Tsai H.Y. *et al.*, 2013) les stades de développement embryonnaire et l'éclosion ne sont pas toujours synchronisés chez le même lot d'embryons.

#### 4.16. Eclosion

Selon Li *et al.* (1959) in (Tsai H.Y. *et al.*, 2013) l'éclosion chez le poisson rouge a lieu dans 3 jours environ après la fécondation (60 à 72h) à 25°C. 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  $\rightarrow N_0$
- $V_t \rightarrow N_t$

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

#### 4.17. 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 II.21).



**Figure II.21:** 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 II.22**).



**Figure II.22:** Préparations pour le transfert des larves

# **Chapitre III**

## **Résultats et discussion**

Après le suivi lors du 1<sup>er</sup> stage, le premier résultat était la réussite de l'élevage annexe (culture des micro-algues et élevages des daphnies) qui a été prévu pour l'alimentation des alevins.

### **1.Culture des micro-algues**

Le développement de la biomasse algale a fait objet d'un suivi visuel (intensité de la couleur). Dans notre étude et après 72 h de culture, leur couleur est devenue verte foncée. Cela montre que les micro-algues présentes dans l'eau d'élevage des poissons peuvent se développer d'une manière spectaculaire lorsque les conditions favorables (température et lumière) se réunissent.

Le développement algal est bénéfique pour les larves (source de nourriture) à condition d'assurer une aération permanente qui permet de maintenir des valeurs optimales du taux d'oxygène.

L'identification des espèces phytoplanctoniques présentes dans le milieu n'a pas été effectuée (nécessité d'un microscope inversé qui était indisponible).

### **2.Elevage des daphnies**

La production des daphnies n'a pas été estimée pour plusieurs raisons :

- Plusieurs paramètres n'ont pas été pris en compte lors de son élevage tels que la nourriture (espèces des micro-algues, quantité distribuée), concentration en oxygène dissous, pH, intensité lumineuse, etc., qui semblent être des paramètres clés lors d'un suivi de production des daphnies (**Berge W.F.T., 1978; Hanazato T., 1996; Chen L. et al., 2012**) et donc les résultats productifs ne peuvent être calculés.
- Le non-contrôle du milieu de culture (renouvellement non régulier à partir de plusieurs aquariums contenant différentes espèces de poissons).
- les résultats négatifs obtenus lors de la reproduction des poissons rouges, et les daphnies sont utilisées pour alimenter d'autres poissons d'ornement au niveau de la station expérimentale.

### **3.Traitement contre l'Ichtyophthiriose**

Après la mise en quarantaine des poissons importés et l'application de notre propre protocole mis au point pour le traitement contre la maladie nous avons constaté

que l'apparition de la maladie des points blancs chez les Oranda est probablement favorisée par une vulnérabilité due au stress et l'affaiblissement des sujets après un transport de longue durée (importation de l'Indonésie, transport de Bir Khadem jusqu'à l'ENSSMAL via le transport public), plus la qualité et l'origine des géniteurs méconnue.

Après le traitement qui a duré 9 jours, un sujet mâle parmi 7 géniteurs est mort ; en montrant une hémorragie operculaire. Les autres géniteurs n'ont montré aucun symptôme ou lésion.

Le maintien de la température à 27-28 °C a permis l'accélération du cycle biologique du parasite permettant l'élimination de sa forme libre lors des renouvellements d'eau (le cycle demande 7 jours à 25°C selon **Elie P. et Girard P. (2009)**).

Le traitement au VM était efficace. Les doses recommandées par **WANIMO (2015)** et **Balbir S. (2014)** et qui varient entre 0,04 et 0,15 mg/l ont été respecté.

L'utilisation du VM est interdite par la FDA [Food and Drug Administration, ministère de la Santé et des Services sociaux des États-Unis] et n'est pas recommandée pour les poissons d'élevage destinés à la consommation humaine, en raison de son potentiel cancérigène et de son action tératogène (**FDA, 2011**).

Cependant il continue d'être utilisé en aquaculture à l'échelle mondiale ; ceci est lié à son faible coût, disponibilité, et efficacité antimicrobienne et antiparasitaire reconnue selon Halme *et al.* (2007), Hernando *et al.* (2006), Srivastava *et al.* (2004) in (**Hashimoto J.C. et al., 2011**).

#### **4.Sexage**

Le sexage de certains sujets de la carpe argentée était plus ou moins délicat ; probablement parce qu'ils sont le résultat d'une hybridation avec la carpe à grosse tête *Aristichthys nobilis* (dans le sens mâle d'*H. molitrix* × femelle d'*A. nobilis*). La première génération d'une telle hybridation présente des caractères favorables (croissance, taux de conversion alimentaire, résistance aux maladies) qui se perdent au cours des générations suivantes selon Slechtova *et al.* (1991) in (**Bruslé J. and Quignard J.P., 2001**).

## **5. Mortalité des géniteurs**

### **5.1. Poisson rouge**

Mortalité d'1 sujet mâle Oranda à cause de l'ichtyophthiriose (**Figure III.1**).

### **5.2. Carpe argentée**

Aucune mortalité n'a été signalée pendant le transport des géniteurs.

**Tableau III.1:** Sexe, ordre et moment de la mortalité des géniteurs *H. molitrix*

Essai	01	02	03	04
Sujet mort/ordre	Un mâle (4)	Deux femelles (6 et 7)	-	-
Moment de la mortalité	8 h après l'injection	Entre les 2 injections	-	-

La mortalité du 4<sup>ème</sup> mâle lors du 1<sup>er</sup> essai est probablement due au stress et l'affaiblissement causés par la pêche, le transport et la manipulation.

Les 2 femelles lors du 2<sup>ème</sup> essai sont mortes par asphyxie suite au blocage partiel du système d'aération du bassin. Le stress causé par la densité élevée (2 femelles de grande taille dans le même bassin) a engendré l'accélération du rythme respiratoire et a augmenté la consommation d'oxygène.

Après le stripping, une mortalité de 50% chez les femelles et de 40% chez les mâles a été enregistrée. Cela est comparable aux résultats obtenus dans les écloséries en Hongrie qui varient entre 30 et 50% selon (**FAO, 1982**).

La Carpe argentée est particulièrement susceptibles aux contusions et à la perte de sa couche d'écailles ; ce qui rend les géniteurs très vulnérables. Un géniteur couvert de contusions et ayant perdu sa couche d'écailles n'est plus apte à la reproduction artificielle et selon **FAO (1982)**, s'il ne meurt pas durant le traitement hormonal, il le sera quelques jours plus tard.

Selon le témoignage de M. SABONDJI A. (TS en aquaculture et chef de station au CNRDPA) et de l'équipe technique de l'écloserie, les géniteurs qui survivent après le stripping souvent meurent dans quelques jours même si on les transfère dans le barrage ; la mortalité est probablement provoquée par des ulcérations et des lésions hémorragiques et nécrotiques favorisant une infection secondaire par les parasites et les mycoses, et pour cela tous les géniteurs ont été sacrifiés après stripping.

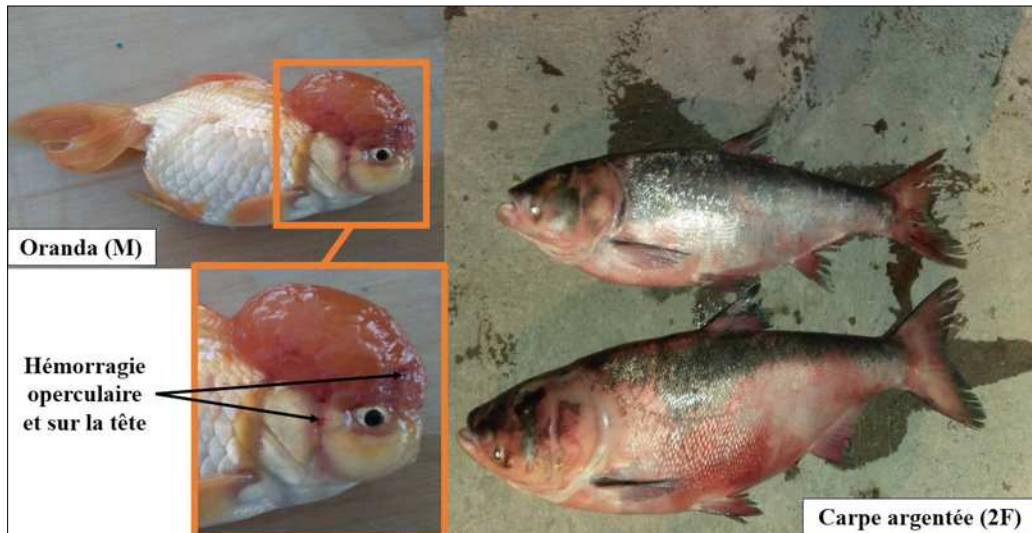


Figure III.1: Sexe et espèce des géniteurs morts

### 6. Maturation ovocytaire chez le poisson rouge

Suite à l'observation microscopique des ovocytes :

Lors du 1<sup>er</sup> essai, les ovocytes étaient dans un état un peu avancé de maturation ; ainsi, l'étape de la cassure de la VG, qui précède la sur-maturation et la dégénérescence des ovocytes a été identifiée (**Figure III.2**).

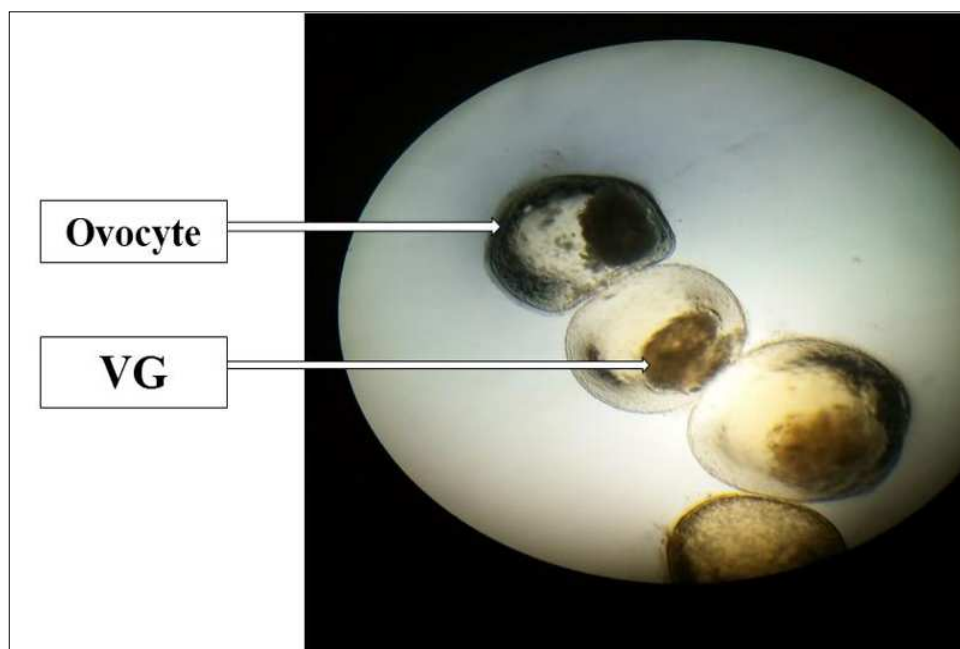
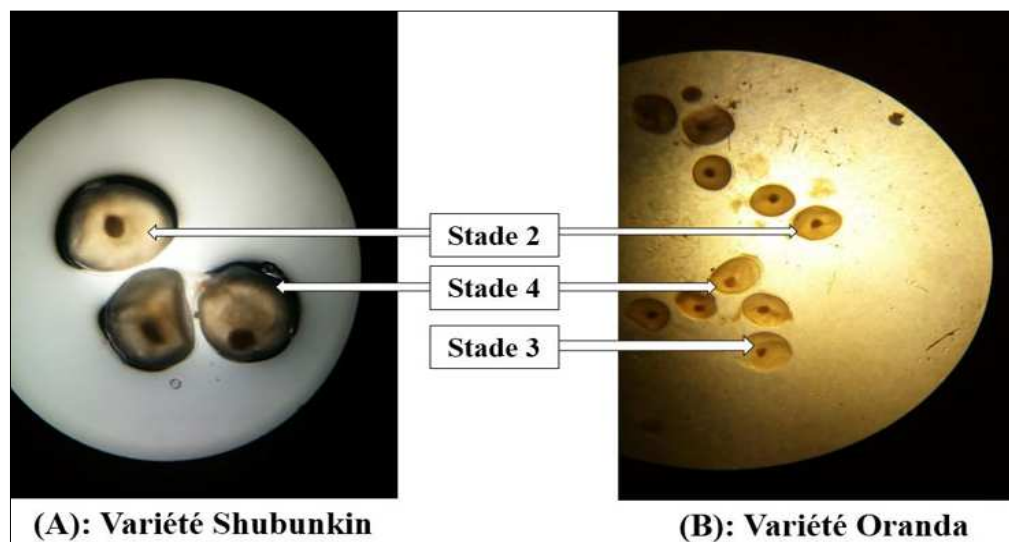


Figure III.2: Observation microscopique des ovocytes lors du 1<sup>er</sup> essai

Lors du 2<sup>ème</sup> essai, plusieurs stades de migration de la VG chez une même femelle ont été identifiés (**Figure III.3**). Ce résultat déjà rapporté par **Targonska K. et Kucharczyk D. (2011)**, confirme que le système basé sur la position de la VG, largement utilisé dans la reproduction artificielle des cyprinidés n'est pas recommandé pour les poissons rouges selon les mêmes auteurs.



**Figure III.3:** Observation sous microscope et sous loupe binoculaire des ovocytes lors du 2<sup>ème</sup> essai

## 7.Stripping et réponse à la stimulation hormonale

### 7.1.Poisson rouge

Lors du 1<sup>er</sup> essai, le stripping a été effectué avant les 240<sup>h</sup> (8h d'intervalle seulement après l'injection) vu l'état de maturation avancé de la majorité des ovocytes.

**Tableau III.2:** Réponses à la stimulation hormonale chez les mâles *C. auratus*

Essai	Variété	Ordre	Poids (g)	Réponse
1	Shubunkin	1	60,0	Positive
		2	51,4	Positive
		3	38,5	Positive
		4	34,0	Positive
		5	29,7	Négative
2	Shubunkin	1	39,8	Positive
		2	24,2	Positive
		3	64,8	Positive
		4	45,5	Positive
	Oranda	1	85,9	Positive
		2	93,4	Négative

**Tableau III.3:** Réponse à la stimulation hormonale chez les femelles *C. auratus*

Essai	Variété	Ordre	Poids (g)	Réponse
1	Shubunkin	1	115,9	Positive
		2	52,0	Négative
		3	17,3	Positive
2	Shubunkin	1	83,9	Positive
		2	45,4	Négative
		3	41,3	Négative
	Oranda	1	78,0	Négative
		2	85,1	Négative
		3	87,5	Négative
		4	93,9	Négative

La réponse à la stimulation hormonale chez les mâles Shubunkin a varié de 80% lors du 1<sup>er</sup> essai à 100% lors du 2<sup>ème</sup> essai. Ce résultat est satisfaisant en comparant avec celui de **Targonska K. et Kucharczyk D. (2011)** qui était de 100%.

Chez les femelles, elle a varié entre 66,7% lors du 1<sup>er</sup> essai et 33,3% lors du 2<sup>ème</sup> essai. Ce résultat inférieur à celui de **Targonska K. et Kucharczyk D. (2011)** qui était de 75 à 100% peut être dû aux facteurs liés aux géniteurs et au stress.

Chez l'Oranda, un seul mâle a répondu favorablement sur les 6 géniteurs. Ce résultat peut être expliqué par :

- La maladie des poissons avait des effets néfastes immédiats sur les dernières étapes de la gamétogénèse.
- Les poissons importés peuvent être stériles.
- La petite taille des sujets.

Pour ces 2 essais, d'autres facteurs peuvent être rajouté pour expliquer les résultats négatifs obtenus :

- Les conditions d'élevage étaient défavorables : encombrement de la station expérimentale par autres projets et le bruit, et par conséquent stress des géniteurs.
- L'âge des géniteurs non identifié.

**7.2. Carpe argentée**

**Tableau III.4:** Réponse à la stimulation hormonale chez les mâles *H. molitrix*

Essai	Ordre	Poids (kg)	Réponse
1	1	9,8	Positive
	2	8,9	Positive
	3	5,7	Positive
	4	8,8	-
2	1	6,9	Positive
	2	9,7	Positive
	3	11,7	Positive
	4	12,5	Négative
	5	12,7	Positive
3	1	7,6	Positive
	2	7,9	Positive
	3	5,8	Positive
	4	6,7	Positive
4	1	9,8	Positive
	2	7,7	Positive

**Tableau III.5:** Réponse à la stimulation hormonale chez les femelles *H. molitrix*

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

3	1	9,9	Négative
	2	9,7	Négative
	3	9,8	Négative
	4	11,8	Négative
	5	6,9	Positive
4	1	9,9	Négative
	2	15,8	Négative
	3	9,6	Positive

La réponse à la stimulation hormonale qui a dépassé 90% chez les mâles peut être expliquée par leur résistance relative vis-à-vis du stress comparativement aux femelles.

La réponse des femelles était de 15,4%. 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 60 et 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 III.4**), qui empêche la collecte des ovules. Cette barrière est probablement provoquée par le stress selon M. SABONDJI A.



**Figure III.4:** « Bouchon » chez deux femelles *H. molitrix*

## 8. Estimation de la production des ovules

### Poisson rouge

Lors du stripping des femelles Shubunkin qui ont répondu favorablement au traitement hormonal dans les 2 essais, d'ont produit un volume important du liquide ovarien de couleur jaunâtre, ce qui a rendu l'estimation de la production des ovules et du taux de fécondation impossible.

### Carpe argentée

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

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

- Essai 2 : 1 ml → 420 ovules
- Essai 3 : 1 ml → 340 ovules
- Essai 4 : 1 ml → 375 ovules

Le **Tableau III.6** récapitule le poids, le volume et le nombre d'ovules estimé théoriquement et pratiquement durant les 4 essais.

**Tableau III.6:** Poids, volume et nombre d'ovules produits chez la carpe argentée

Essai	Poids de femelles (kg)	Poids d'ovules (g)	Volume d'ovules (ml)	Nombre d'ovules	
				Théoriquement	Pratiquement
1	-	-	-	-	-
2	8,7	940	1300	940.000	546.000
3	6,9	360	550	360.000	187.000
4	9,9	610	930	610.000	348.750

L'écart moyen calculé (276.084 ovules) entre les résultats obtenus des essais 2, 3 et 4 par les deux méthodes d'estimation de la production des ovules (théorique et pratique) peut renseigner sur l'incertitude de la méthode théorique qui ne reflète pas les résultats réels ; par conséquent, les résultats obtenus par la méthode pratique ont été adopté.

**9. Conditions d'incubation**

Le **Tableau III.7** résume les conditions d'incubation des œufs des poissons rouges élevés à la station expérimentale de l'ENSSMAL.

**Tableau III.7:** Conditions d'incubation des œufs des poissons rouges

Paramètres	Essai 1		Essai 2
	Aq1	Aq2	Shubunkin
Volume (L)	168,0	315,0	315,0
Volume d'eau (L)	134,4	245,0	210,0
T * (°C)	23,8±0,3	24,2±0,2	23,8±0,4
pH *	7,8	7,8	7,8
O2 * (ppm)	8,7	8,3	8,6

**Tableau III.8:** Conditions d'incubation des œufs de la carpe argentée

Paramètre	Essai 1	Essai 2	Essai 3	Essai 4
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 montrés dans les **Tableaux III.7** et **III.8** sont des valeurs moyennes.

Concernant le débit de l'eau, les valeurs citées dans (**Tableau III.8**) ont été enregistré au moment de la mise en incubation des œufs. Le débit doit être réglé 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 montre 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).

### 10. 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, fournir une eau de bonne qualité.

### 11. Estimation du taux de fécondation

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 III.5**).



**Figure III.5:** Observation 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 2<sup>ème</sup> essai les résultats suivants ont été obtenus :

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

**Tableau III.9:** Détermination des taux de fécondation chez la carpe argentée

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

\*Calculé à partir du nombre total des œufs (**Tableau III.6**) et en utilisant le taux de fécondation obtenu.

Des résultats très variables ont été obtenus (**Tableau III.9**). Le faible taux enregistré lors du 2<sup>ème</sup> essai (23,1%) peut être dû à la qualité médiocre des gamètes, tandis que le faible taux du 4<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 en comparant avec celui obtenu par **Schlumberger O. et Girard P. (2013)** qui varie entre 70 et 90%. Ce résultat reflète la maîtrise des étapes clés de la reproduction artificielle (traitement hormonal, stripping, insémination artificielle et incubation).

D'après les résultats montrés dans les **Tableaux III.6 et III.9**, les femelles de la carpe argentée ayant petites à moyennes tailles (entre 6,9 et 9,9 kg) montrent de meilleurs rendements lors du stripping avec une meilleure qualité d'œufs en terme de fécondation.

## 12. Développement embryonnaire

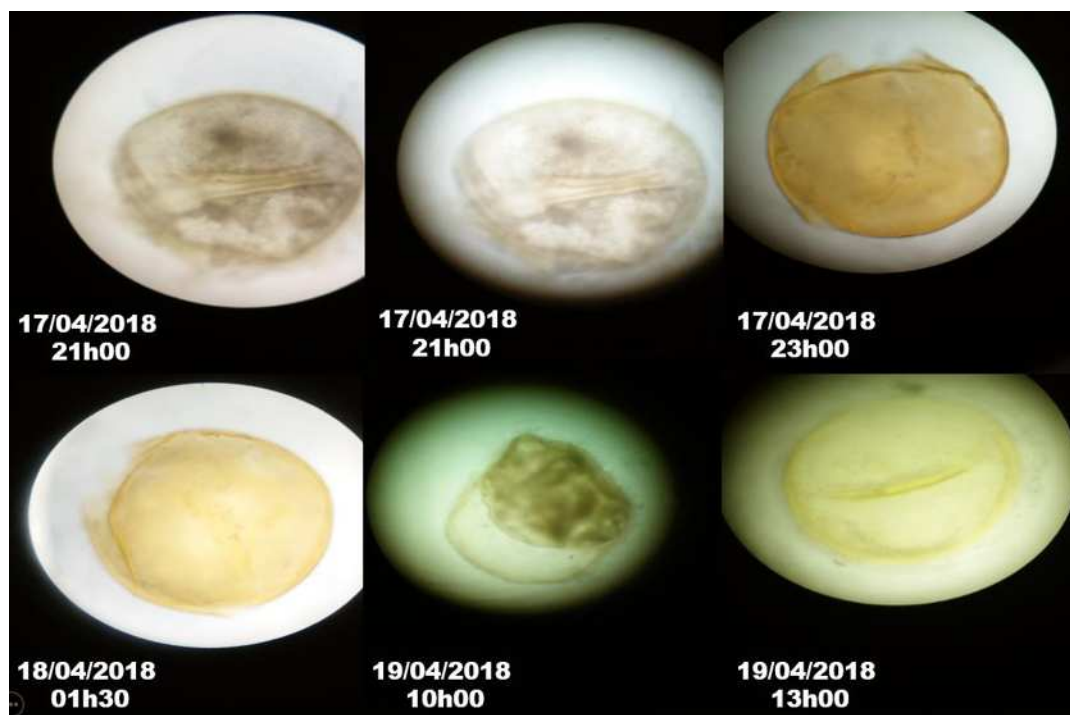
### 12.1. Poisson rouge

#### Essai 01



**Figure III.6:** Observation microscopique des œufs lors du 1<sup>er</sup> essai, aquarium 01

Dans l'aquarium 01, aucun développement embryonnaire n'a été observé (**Figure III.6**). Cela peut être dû à l'effet du volume important du liquide ovarien extrait lors du stripping de la femelle (1) qui peut renseigner sur la dégénérescence des ovocytes.



**Figure III.7:** Observation microscopique des œufs lors du 1<sup>er</sup> essai, aquarium 02

Dans l'aquarium 02, les images de la (**Figure III.7**) montrent qu'il y a eu une fécondation (un taux négligeable) avec un blocage des œufs fécondés aux premiers stades de développement embryonnaire. Ce résultat est probablement la conséquence des facteurs liés aux géniteurs (qualité de laitance).

De plus, certaines femelles ont lâché une quantité d'œufs après 2 semaines d'adaptation. Cela montre que la grande partie des œufs lors du 1<sup>er</sup> essai était dans un état très avancé de maturation (début de dégénérescence) qui va diminuer les taux de fécondation et d'éclosion.

### Essai 02



**Figure III.8:** Observation microscopique des œufs lors du 2<sup>ème</sup> essai

Lors du 2<sup>ème</sup> essai, les résultats obtenus (**Figure III.8**) étaient semblables aux ceux dans l'aquarium 01 du 1<sup>er</sup> essai (Taux de fécondation et développement embryonnaire nuls). Cela peut être expliqué par la présence du volume important du liquide ovarien qui engendre le gonflement rapide de l'ovule et la fermeture du micropyle, ou bien c'est son pH qui peut atteindre 9 selon **Linhart O. et al. (1995)** et qui va affecter la structure et/ou la mobilité des spermatozoïdes, en plus de la faible taille des géniteurs.

Suite à ces observations qui indiquent des résultats négatifs, la phase d'incubation a été arrêtée après 50 dj et le suivi des différents stades de développement embryonnaire du poisson rouge n'a pas été effectué.

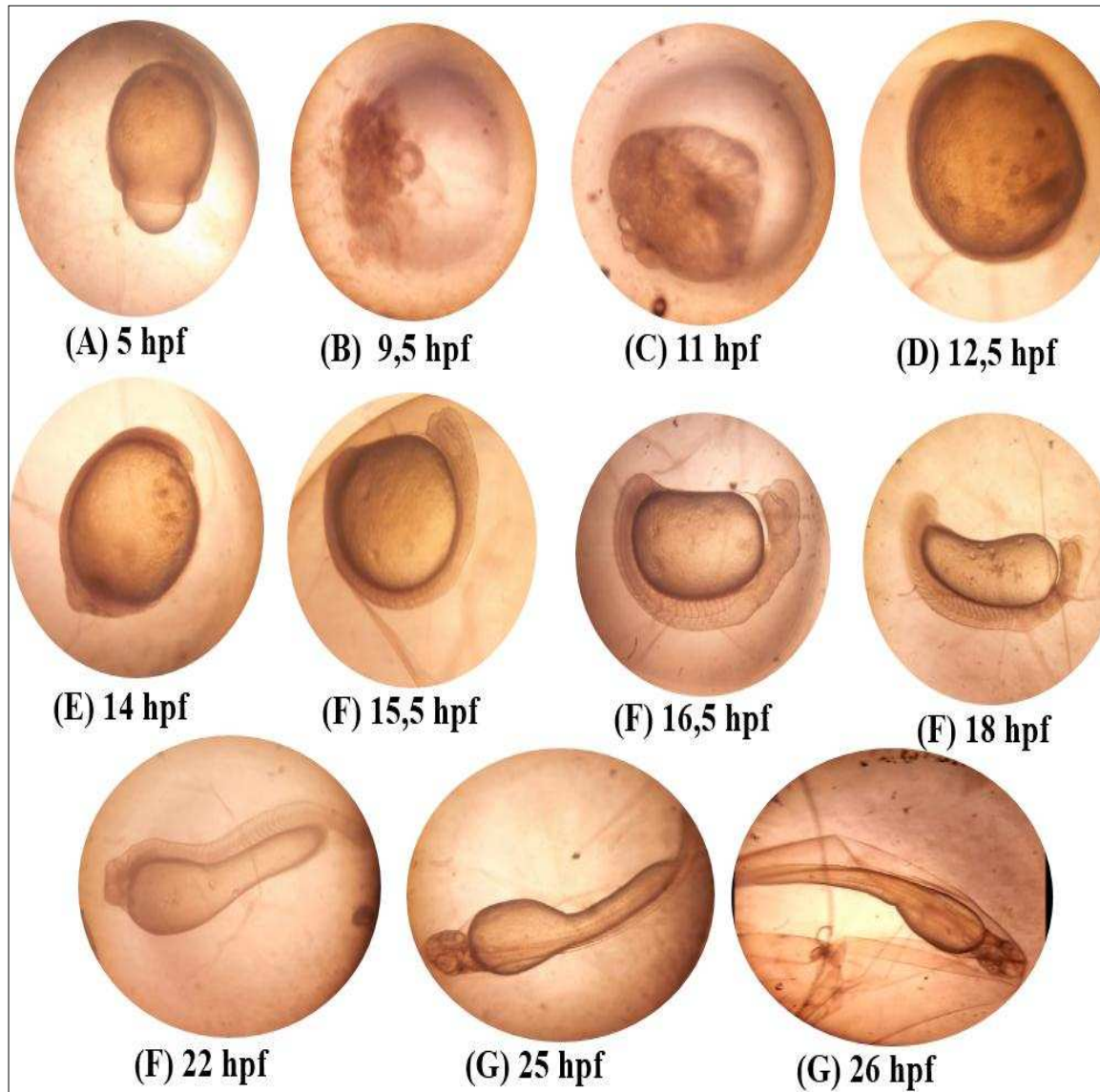
Cependant, quelques études récentes qui ont été menées pour mettre en évidence ces différents stades ont été consultés :

**Tsai H.Y. et al. (2013)** ont divisé le développement embryologique du poisson rouge en 7 périodes comprenant 34 stades en utilisant les indices de développement rapportés du poisson zèbre et des poissons rouge. Par ailleurs, **Li L.J. et al. (2015)** ont classé le processus de développement post-embryonnaire chez le poisson rouge (souche sauvage) en 11 étapes différentes en rapportant également certaines différences entre ces processus chez le poisson rouge et le poisson zèbre, en particulier dans les systèmes squelettiques.

### 12.2. 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 (**Figure III.9A**). Cette dernière continue pour produire un blastoderme en plusieurs couches à la fin de la phase morula (**Figure III.9B**). Les étapes blastula (**Figure III.9C**) et gastrula (**Figure III.9D**) se succèdent pour aboutir à l'envahissement de la surface du vitellus par le pôle animal jusqu'à la fermeture du blastopore (**Figure III.9E**).
- 3) Développement de l'embryon : L'embryon apparaît finalement (**Figure III.9F**) 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 (**Figure III.9G**), brise la coquille et éclot.



**Figure III.9:** Développement embryonnaire de la carpe argentée

- (A) Première division cellulaire
- (B) Stade morula
- (C) Stade blastula
- (D) Stade gastrula
- (E) Fermeture du blastopore
- (F) Développement de l'embryon
- (G) Larve prête à éclore

**13. Estimation du taux d'éclosion**

L'éclosion a eu lieu après 28 h d'incubation lors du 2<sup>ème</sup> et 3<sup>ème</sup> 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 :  $T_{\text{éclosion}} = (N_t \times 100) / N_f$  sachant que  $N_t = (N_0 \times V_t) / 0,2$

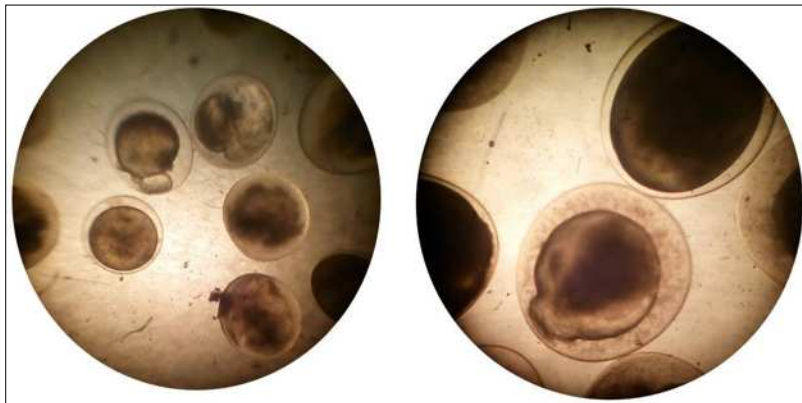
- $N_t$  : Nombre total des larves dans 200 L
- $N_0$  : Nombre des larves dans 0,2 L
- $N_f$  : Nombre d'œufs fécondés

**Tableau III.10:** Estimation des taux d'éclosion chez la carpe argentée

Essai	1	2	3	4
$N_0$	-	79	115	0
$N_t$	-	79.000	115.000	0
$N_f$	-	126.126	159.885	4.617
Taux d'éclosion (%)	-	62,6	71,9	0

Les résultats obtenus lors du 2<sup>ème</sup> et 3<sup>ème</sup> 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 4<sup>ème</sup> essai, le taux d'éclosion était nul suite à un blocage des œufs fécondés aux premiers stades de développement embryonnaire (**Figure III.10**) ; cela peut renseigner sur une qualité médiocre des ovules affecté probablement par l'âge de la femelle.



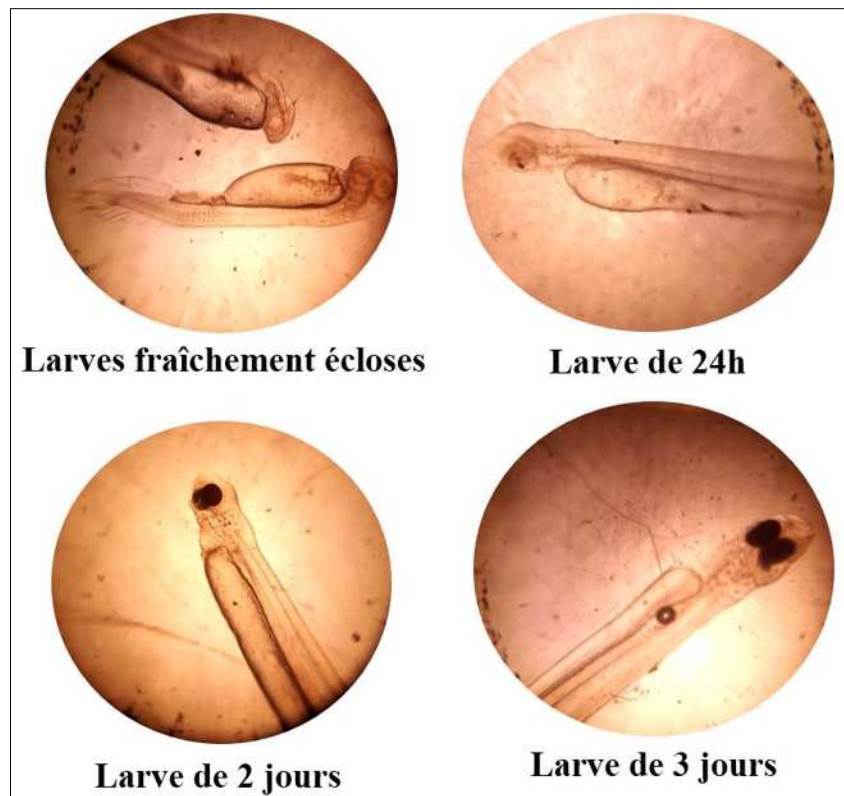
**Figure III.10:** Œufs bloqués lors du 4<sup>ème</sup> essai

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.

#### **14.Elevage larvaire et alevinage**

Après l'éclosion, 2 types de mouvements ont été 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) (**Figure III.11**), les larves ont développé leurs organes et pouvaient nager horizontalement (**Figure III.12**) comme le font les sujets adultes.



**Figure III.11:** Développement larvaire de la carpe argentée

Chez les carpes chinoises, l'élevage larvaire ne 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.

Pour réussir cette étape délicate, certaines conditions recommandées par la (**FAO, 2018b**) ont été réunis :

- Une température appropriée de l'eau, avec aussi peu de fluctuations que possible (les valeurs extrêmes enregistrées dans le bassin post-larves :  $T_{\max} = 24,8^{\circ}\text{C}$  ;  $T_{\min} = 21,9$ ).
- Milieu riche ou saturé en oxygène (le débit d'eau ne doit cependant pas être trop important).
- Milieu propre (les coques d'œufs et les œufs défectueux doivent être éliminés).
- Disponibilité d'une nourriture adéquate, soigneusement dispersée parmi les larves.



**Figure III.12:** Larves de 10 jours

# **Conclusion générale**

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. Les deux stages réalisés à la ferme expérimentale de l'ENSSMAL et au niveau de l'écloserie d'El-Ouricia nous ont permis d'approfondir nos connaissances théoriques et de développer nos compétences pratiques, pour enlever à la fin toutes confusions et ambiguïtés sur les notions de bases et la pratique de la reproduction artificielle des deux espèces sus-citées.

Concernant les essais de la reproduction artificielle du *C. auratus* au niveau de la ferme expérimentale de l'ENSSMAL, la réponse favorable à la stimulation hormonale avec la méthode sèche a varié entre 80 et 100% chez les mâles ; résultat comparable avec celui de la bibliographie (100%). Quant aux femelles, la réponse a varié entre 33,3 et 66,7% ; qui se retrouve inférieur aux résultats publiés (entre 75 et 100%).

Au niveau de l'écloserie El-Ouricia où se sont déroulés les essais de la reproduction artificielle d'*H. molitrix*, plus de 90% des mâles ont répondu favorablement au traitement hormonal contre 15,4% chez les femelles ; qui est jugé inférieur 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 de fécondation, 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 maîtrise des différentes étapes de l'hypophysation. Cette dernière est une technique prometteuse et peut contribuer également au développement de la filière d'aquariophilie en Algérie ; en l'ajustant selon les caractéristiques relatives à chaque espèce en particulier les cyprinidés. La maîtrise de cette méthode est la solution pour contenir les importations coûteuses des poissons d'ornement et 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'extrait hypophysaire ou autres hormones sur le marché national demeure le grand souci tant pour les étudiants que les petits éleveurs. A l'écloserie d'El-Ouricia, 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 le stage ; 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.

A l'avenir, une étude complémentaire sera souhaitable pour mettre en évidence la maturation ovocytaire chez le poisson rouge et le lien possible entre cette maturation et la taille des sujets. Par la suite, une étude expérimentale pourra déterminer l'efficacité de l'hypophysation par la méthode sèche chez *C. auratus* en comparant le rendement avec celui de la reproduction semi-artificielle ou bien celui du « Hand-breeding ».

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 (comestibles ou d'ornement), en adoptant la méthode sèche lors de l'insémination artificielle.

# **Bibliographie**

- Alderton D. (2008)** *Encyclopedia of aquarium & pond fish*. Edited by Walisiewicz M. et al. Dorling Kindersley.
- Balbir S. (2014)** ‘Final report training course on tropical fish health’, pp. 1–43.
- Barroso A.L. and Jacobi M.C. (2013)** ‘Invasion risks posed by ornamental freshwater fish trade to southeastern Brazilian rivers’, *Neotropical Ichthyology*, 11(2), pp. 433–441.
- Berge W.F.T. (1978)** ‘Breeding *Daphnia magna*’, *Hydrobiologia*, 59(2), pp. 121–123.
- 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. et al. (1995)** ‘Biology of sperm and artificial reproduction in carp’, *Aquaculture*, 129, pp. 95–112.
- Billard R. (1995)** *Les carpes biologie et élevage*. INRA, Paris.
- Bruslé J. and Quignard J.P. (2001)** *Biologie des poissons d’eau douce européens*, *Collection Aquaculture-pisciculture*. Technique. Edited by Lavoisier.
- Cabrita E., Robles V. and Herraes P. (2009)** *Méthodes in reproductive aquaculture: Marine and fresh water species*. Taylor & Francis Group, LLC.
- Chen L. et al. (2012)** ‘Influences of temperature, pH and turbidity on the behavioral responses of *Daphnia magna* and Japanese medaka (*Oryzias latipes*) in the biomonitor’, *Procedia Environmental Sciences*, 13, pp. 80–86. doi: 10.1016/j.proenv.2012.01.007.
- Ekstrom P. and Meissl H. (1997)** ‘The pineal organ of teleost fishes 3’, *Fish biology and fisheries*, 7, pp. 199–284.
- Elie P. and Girard P. (2009)** ‘Effets des micropolluants et des organismes pathogènes chez l’Anguille européenne *Anguilla anguilla* L. 1758’, *Collection Etude CEMAGREF N 128*, (May 2009), p. 121.
- FAO (1982)** *Technologies de reproduction des carpes chinoises principales*, *Document Technique MAG/76/002 - No 10*. Available at: <http://www.fao.org/docrep/field/003/AC549F/AC549F00.htm#TOC> (Accessed: 1 August 2018).

**FAO (2004)** ‘Cultured Aquatic Species Information Programme Cyprinus carpio. Cultured Aquatic Species Fact Sheets’.

**FAO (2005)** ‘Cultured aquatic species information programme Hypophthalmichthys molitrix. FIGIS Species Fact Sheets’. Available at: [http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Hypophthalmichthys\\_molitrix/fr](http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Hypophthalmichthys_molitrix/fr).

**FAO (2006)** *FAO Fisheries & Aquaculture - Vue générale du secteur aquacole national - Algérie*. Available at: [http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso\\_algeria/fr](http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_algeria/fr) (Accessed: 17 September 2018).

**FAO (2018a)** *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2018. Atteindre les objectifs de développement durable*. Rome.

**FAO (2018b)** *Manuels de la série Collection FAO Formation: Méthodes simples pour l'aquaculture*. Available at: [http://www.fao.org/fishery/static/FAO\\_Training/FAO\\_Training/General/x6709f/Index.htm](http://www.fao.org/fishery/static/FAO_Training/FAO_Training/General/x6709f/Index.htm) (Accessed: 1 September 2018).

**FDA (2011)** ‘Fish and Fishery Products Hazards and Controls Guidance’. Available at: <http://www.fda.gov/> (Accessed: 21 July 2018).

**Froese R. and Pauly D. (2018)** *Carassius auratus, Goldfish : fisheries, aquaculture, gamefish, aquarium, bait, FishBase. World Wide Web electronic publication*. Available at: <http://www.fishbase.se/summary/Carassius-auratus.html> (Accessed: 29 August 2018).

**Goto-Kazeto R. et al. (2006)** ‘Temperature-dependent sex differentiation in goldfish: Establishing the temperature-sensitive period and effect of constant and fluctuating water temperatures’, *Aquaculture*, 254(1–4), pp. 617–624. doi: 10.1016/j.aquaculture.2005.10.009.

**Gouveia L. et al. (2003)** ‘Colouring ornamental fish (Cyprinus carpio and Carassius auratus) with microalgal biomass’, *Aquaculture Nutrition*, 9(2), pp. 123–129. doi: 10.1046/j.1365-2095.2003.00233.x.

**Gouveia L. and Rema P. (2005)** ‘Effect of microalgal biomass concentration and temperature on ornamental goldfish (*Carassius auratus*) skin pigmentation’, *Aquaculture Nutrition*, 11(June 2004), pp. 19–23.

**Green J. (1961)** *A biology of Crustacea*. H.F. & G. Witherby LTD. London. doi: 10.5962/bhl.title.6533.

**Hanazato T. (1996)** ‘Combined effects of food shortage and oxygen deficiency on life history characteristics and filter screens of *Daphnia*’, *Journal of Plankton Research*, 18(5), pp. 757–765.

**Harvey B.J. and Hoar W.S. (1980)** *la reproduction provoqué chez les poissons: Théorie et pratique*. IDRC-TS21f.

**Hashimoto J.C. et al. (2011)** ‘Considerations on the use of malachite green in aquaculture and analytical aspects of determining the residues in fish: A review’, *Journal of Aquatic Food Product Technology*, 20(3), pp. 273–294. doi: 10.1080/10498850.2011.569643.

**Herbland A. (2007)** ‘La culture du phytoplancton dans les bassins aquacoles-Aspects théoriques et applications pratiques’, pp. 1–26. Available at: <http://archimer.ifremer.fr/doc/00082/19286/16881.pdf>.

**Hervé M. (2002)** *Influence des variations de la température et de la photopériode sur le cycle de reproduction et la qualité des pontes de la perche commune *Perca fluviatilis**. UFR Sciences et techniques biologiques. Available at: [http://docnum.univ-lorraine.fr/public/SCD\\_T\\_2002\\_0030\\_MIGAUD.pdf](http://docnum.univ-lorraine.fr/public/SCD_T_2002_0030_MIGAUD.pdf).

**Hill J.E. et al. (2009)** ‘Survey of Ovaprim use as a spawning aid in ornamental fishes in the United States as administered through the university of Florida tropical aquaculture laboratory’, *North American Journal of Aquaculture*, 71, pp. 37–41. doi: 10.1577/A08-020.1.

**Horvath L. et al. (2015)** *Training manual on the artificial propagation of carps*. FAO.

**Hyman K. (ed.) (2000)** *The complete aquarium guide. Fish, plants and accessories for your aquarium*. Koneman Ve. STIGE- Turin.

**Jourdan S. (1999)** *Influence de facteurs abiotiques, la photopériode et l'intensité lumineuse, sur la survie et la croissance de larves, post-larves et juvéniles de perche commune Perca fluviatilis L.* Institut National Polytechnique de Lorraine.

**Kagawa H. (2013)** 'Oogenesis in Teleost Fish', *Aqua-BioScience Monographs*, 6(4), pp. 99–127. doi: 10.5047/absm.2013.00604.0099.

**Khlar F. (2017)** *Mise en évidence des performances de l'élevage de Daphnia magna.* ENSSMAL.

**Komiyama T. et al. (2009)** 'An evolutionary origin and selection process of goldfish', *Gene*, 430(1–2), pp. 5–11. doi: 10.1016/j.gene.2008.10.019.

**kraak V.D.G. (2009)** *The GnRH system and the neuroendocrine regulation of reproduction.* 1st edn, *Fish Physiology.* 1st edn. Elsevier Inc. doi: 10.1016/S1546-5098(09)28003-4.

**Li I.J. et al. (2015)** 'Postembryonic staging of wild-type goldfish, with brief reference to skeletal systems', *Developmental Dynamics*, 244(12), pp. 1485–1518. doi: 10.1002/dvdy.24340.

**Linhart O. et al. (1995)** 'Morphology, composition and fertilization of carp eggs: a review', *Aquaculture*, 129, pp. 75–93.

**Mandresy M. (2002)** *Contribution à l'étude de la production de micro-algues au sein de l'écloserie de mollusques de la station IFREMER de La Tremblade.*

**Milla S. et al. (2009)** 'Corticosteroids: Friends or foes of teleost fish reproduction?', *Comparative Biochemistry and Physiology, Part A.* Elsevier Inc., 153(3), pp. 242–251. doi: 10.1016/j.cbpa.2009.02.027.

**Mittmann B. et al. (2014)** 'Development and staging of the water flea *Daphnia magna* (Straus, 1820; Cladocera, Daphniidae) based on morphological landmarks', *EvoDevo*, 5(1), p. 19. doi: 10.1186/2041-9139-5-12.

**Mylonas C. and Zohar Y. (2009)** 'Controlling fish reproduction in aquaculture', *New Technologies in Aquaculture: Improving Production Efficiency, Quality and Environmental Management*, pp. 109–142. doi: 10.1533/9781845696474.1.109.

**NACA (1998)** *Integrated fish farming in China*. NACA Techn. NACA. Available at: <http://scholar.google.com/scholar?hl=en&btnG=Search&q=intitle:INTEGRATED+FISH+FARMING+IN+CHINA#0>.

**Nagahama Y. (1994)** 'Endocrine regulation of gametogenesis in fish', *International Journal of Developmental Biology*, 38(2), pp. 217–229. doi: doi=7981031.

**Ota K.G. and Abe G. (2016)** 'Goldfish morphology as a model for evolutionary developmental biology', *Wiley Interdisciplinary Reviews: Developmental Biology*, 5(3), pp. 272–295. doi: 10.1002/wdev.224.

**Roi A. (2014a)** *Anatomie du poisson rouge, site du poisson rouge*. Available at: <http://www.lepoissonrouge.org/index.php/le-poisson-rouge/anatomie> (Accessed: 22 April 2018).

**Roi A. (2014b)** *Le site du poisson rouge. Découvrir le poisson rouge*. Available at: <http://www.lepoissonrouge.org/index.php/le-poisson-rouge/definition> (Accessed: 31 May 2018).

**Roi A. (2014c)** *Le site du poisson rouge. La reproduction du poisson rouge*. Available at: <http://www.lepoissonrouge.org/index.php/le-poisson-rouge/la-reproduction> (Accessed: 5 May 2018).

**Sales J. and Janssens P.J.G. (2003)** 'Nutrient requirements of ornamental fish', *Aquatic Living Resources*, 16(6), pp. 533–540. doi: 10.1016/j.aquativ.2003.06.001.

**Sanders J. D. and Peterson S. P. (eds) (2011)** *Carp: Habitat, management and diseases*. Nova Science Publisher, Inc. New York.

**Schlumberger O. and Girard P. (2013)** *Mémento de pisciculture d'étang. 5ème édition*. Quæ.

**Schofield P.J., Brown M.E. and Fuller P.L. (2006)** 'Salinity tolerance of goldfish *Carassius auratus* L., A non-native fish in the United States', *Florida Scientist*, 69(4), pp. 258–268.

**Smartt J. (2001)** *Goldfish varieties and genetics*. Blackwell Science Ltd.

**Targońska K. et al. (2012)** ‘Controlled reproduction of the crucian carp *Carassius carassius* (L.) combining temperature and hormonal treatment in spawners’, *Journal of Applied Ichthyology*, 28(6), pp. 894–899. doi: 10.1111/jai.12073.

**Targońska K. and Kucharczyk D. (2011)** ‘The application of hCG, CPH and Ovopel in successful artificial reproduction of goldfish (*Carassius auratus auratus*) under controlled conditions’, *Reproduction in Domestic Animals*, 46(4), pp. 651–655. doi: 10.1111/j.1439-0531.2010.01723.x.

**Tsai H.Y. et al. (2013)** ‘Embryonic development of goldfish (*Carassius auratus*): A model for the study of evolutionary change in developmental mechanisms by artificial selection’, *Developmental Dynamics*, 242(11), pp. 1262–1283. doi: 10.1002/dvdy.24022.

**WANIMO (2015)** ‘La maladie des points blancs ou Ichthyophthiriose’. Available at: <https://www.wanimo.com/veterinaire/les-maladies-des-poissons/la-maladie-des-points-blancs-ou-ichthyophthiriose.html> (Accessed: 21 July 2018).

**Woynarovich E. and Horvath L. (1981)** ‘La Reproduction artificielle des poissons en eau chaude: Manuel de vulgarisation’, *FAO Doc. Tech. Pêches*, (201), p. 191.

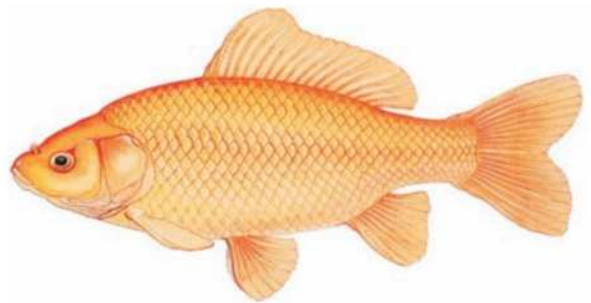
# **Annexes**

Annexe 1 : Quelques variétés du poisson rouge

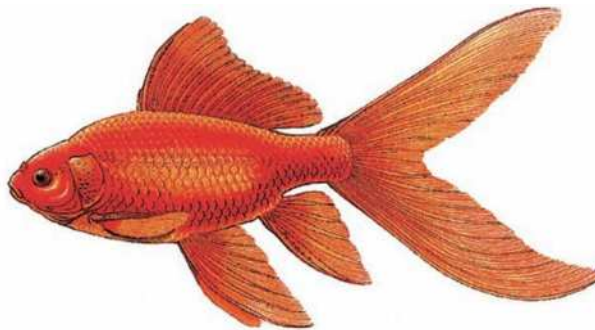
-Illustrations by Merlin Cunliffe in (Smartt J., 2001)-



Wild goldfish



Common goldfish



Comet



Jikin or Peacock tail



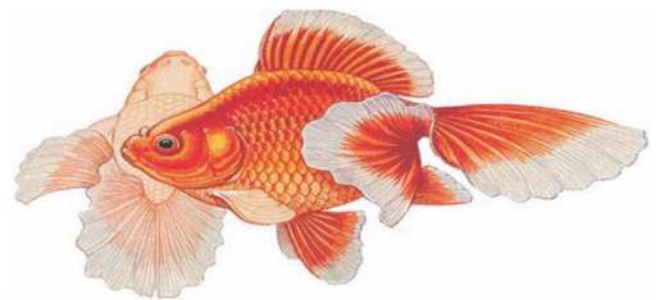
London Shubunkin



Bristol Shubunkin



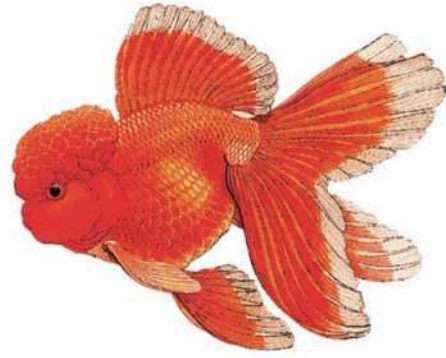
Wakin



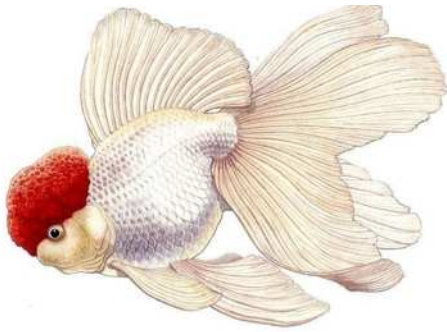
Tosakin



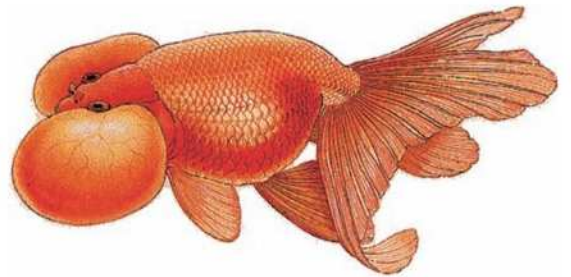
Chocolate Oranda



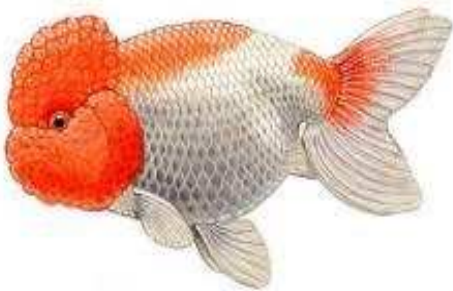
Red Oranda



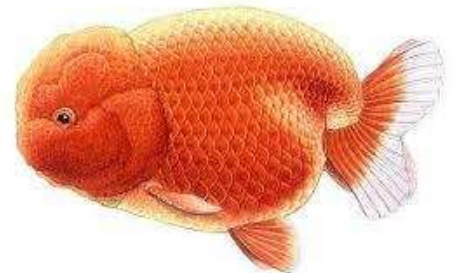
Redcap Oranda



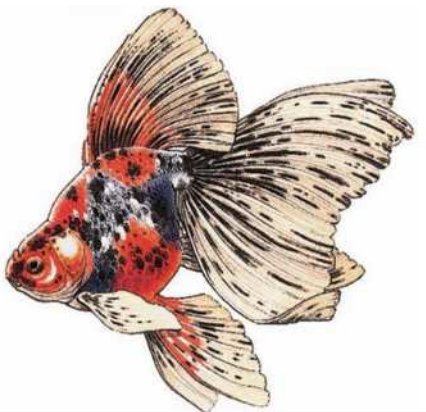
Bubble-eye



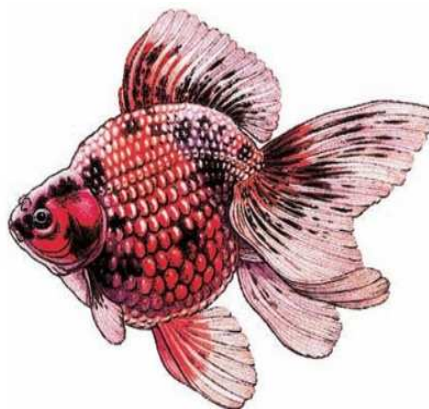
Lionhead (tête de lion)



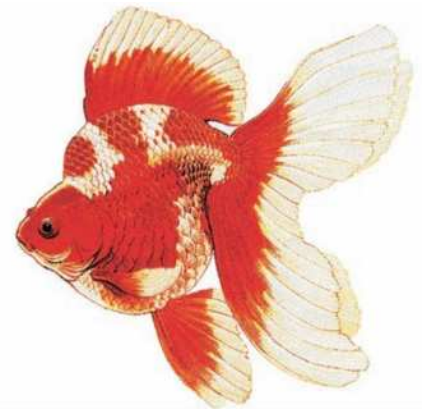
Ranchu



Calico Veiltail



Calico Pearscale



Sarassa Ryukin

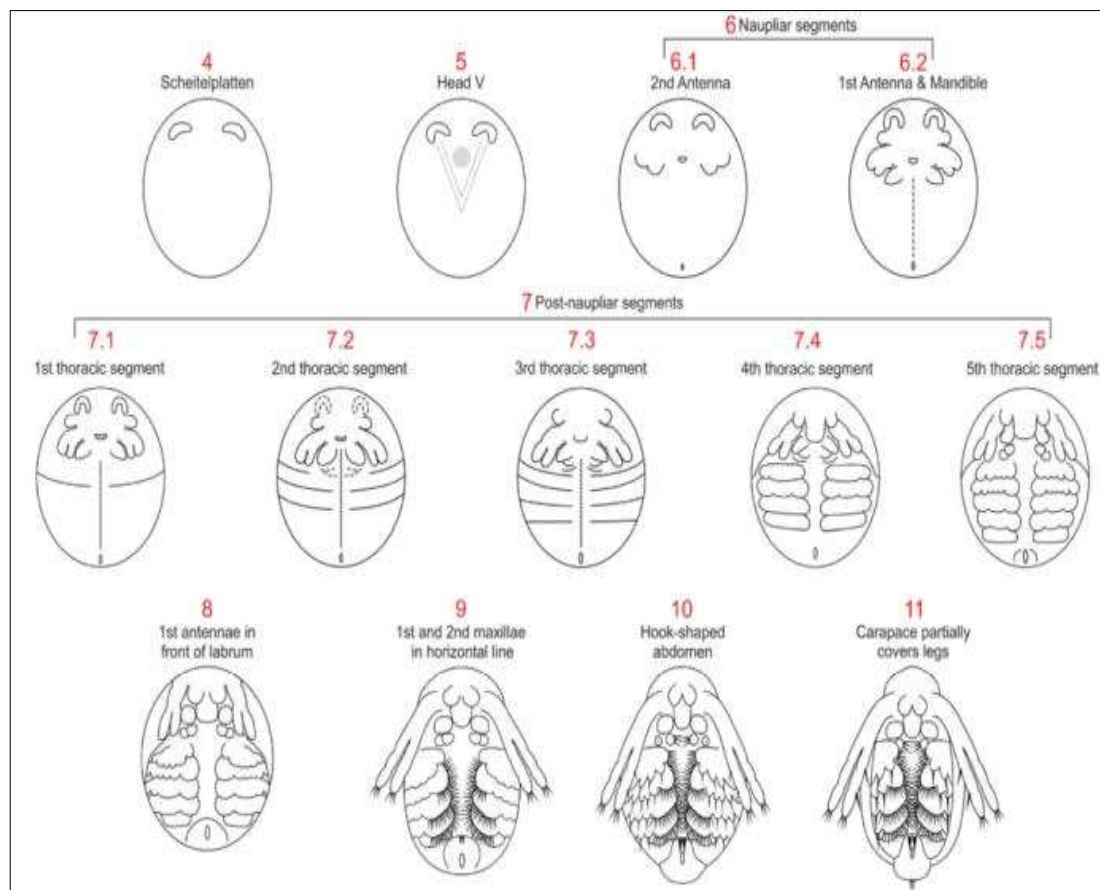
## Annexe 2 : Systématique et développement embryonnaire de *Daphnia magna*

### Systématique

- Embranchement : Arthropodes
- Classe : Crustacés
- Sous-classe : Branchiopodes
- Super-ordre : Anomopode
- Ordre : Cladocère
- Famille : Daphnidae
- Genre : *Daphnia*
- Espèce : *Daphnia magna* (Straus, 1820)

### Développement embryonnaire

Chez *D. magna* l'embryon passe par plusieurs stades de développement récapitulés dans le schéma suivant



**Figure 1 :** Résumé de tous les stades de développement de *D. magna* (Mittmann *et al.*, 2014)

- Stade 1 : Formation des œufs entre 240 et 350µm.
- Stade 2 : Etape de division.
- Stade 3 : Gastrulation.

## Annexe 3 : Composition de l'aliment BioMar utilisé à l'ENSSMAL

Ingrédients	Code	Concentration
Constituants analytiques (%)		
Protéine brute		54
Matières grasses brutes		18
Cellulose brute		0,7
Cendres brutes		10
Phosphore		1,41
Calcium		2,01
Sodium		0,66
Additifs		
Vitamines (UI/kg)		
Vitamine A	E672	15.000
Vitamine D3	E671	800
Oligoéléments (mg/kg)		
Cu	E4	1,5
Mn (oxyde de manganèse)	E5	12
Zn (oxyde de zinc)	E6	75
I (iodate de calcium)	E2	1,8
Antioxydant (mg/kg)		
Gallate de propyle	E310	100
BHA	E320	100
Composition : farine de poisson, huile de poisson, gluten de maïs, fèves, gluten de blé, farine de krill, tourteau d'extraction de soja, blé, protéine de poisson hydrolysée, L-lysine, extrait de levure, lécithine.		
Fabriqué en France par : BioMar SAS 60 rue P.G. Debouchaud FR-16440 Nersac Tel: +33545903500 www.biomar.fr		

Annexe 4 : Les intervalles entre les injections et le stripping en dh ( $^{\circ}\text{C} \times \text{h}$ )Tableau 1 : Intervalle entre l'injection et le stripping des femelles *C. auratus*

Essai	1		2					
	Shubunkin		Oranda			Shubunkin		
Heure	T ( $^{\circ}\text{C}$ )	dh	Heure	T ( $^{\circ}\text{C}$ )	dh	Heure	T ( $^{\circ}\text{C}$ )	dh
18h05	23,4	0,0	23h00	25,0	0,0	23h15	23,7	0,0
19h05	23,5	23,5	00h00	24,9	24,9	00h15	23,6	23,6
20h05	23,3	46,8	01h00	24,8	49,7	01h15	23,5	47,1
21h05	23,2	70,0	02h00	24,7	74,4	02h15	23,1	70,2
22h05	23,3	93,3	03h00	24,6	99,0	03h15	22,9	93,1
23h05	23,3	116,6	04h00	24,5	123,5	04h15	22,8	115,9
00h05	23,2	139,8	05h00	24,5	148,0	05h15	22,7	138,6
01h05	23,3	163,1	06h00	24,6	172,6	06h15	22,7	161,3
02h05	23,3	186,4	07h00	24,7	197,3	07h15	23,2	184,5
			08h00	24,9	222,2	08h15	23,4	207,9
			09h00	25,2	247,4	09h15	23,6	231,5
						10h15	24,0	255,5
<b>Tm</b>	<b>23,3</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>24,8</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>23,3</b>	<b>-</b>

**Tableau 2** : Intervalle entre les 2 injections des femelles *H. molitrix*

Essai	1		2		3		4	
	T°C	dh	T°C	dh	T°C	dh	T°C	dh
12h00	24,6	0,0	24,8	0,0	24,3	0,0	25,0	0,0
13h00	24,8	24,8	25,0	25,0	24,4	24,4	25,8	25,8
14h00	25,0	49,8	25,9	50,9	24,6	49,0	25,8	51,6
15h00	25,2	75,0	26,8	77,7	24,5	73,5	25,7	77,3
16h00	24,5	99,5	26,7	104,4	24,6	98,1	25,7	103,0
17h00	24,6	124,1	26,3	130,7	24,5	122,6	25,4	128,4
18h00	24,5	148,6	25,3	156,0	24,2	146,8	25,2	153,6
19h00	24,3	172,9	25,2	181,2	24,4	171,2	25,0	178,6
20h00	24,1	197,0	24,9	206,1	24,0	195,2	24,9	203,5
21h00	24,0	221,0	24,8	230,9	23,8	219,0	24,8	228,3
22h00	23,8	244,8	24,8	255,7	23,8	242,8	24,6	252,9
<b>Tm</b>	<b>24,5</b>	<b>-</b>	<b>25,5</b>	<b>-</b>	<b>24,3</b>	<b>-</b>	<b>25,3</b>	<b>-</b>

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

Essai	1		2		3		4	
	T (°C)	dh	T (°C)	dh	T (°C)	dh	T (°C)	dh
22h30	23,5	0,0	23,2	0,0	24,1	0,0	24,7	0,0
23h30	23,6	23,6	23,3	23,3	24,0	24,0	24,6	24,6
00h30	23,8	47,4	23,5	46,8	24,3	48,3	24,6	49,2
01h30	24,0	71,4	24,1	70,9	25,2	73,5	24,7	73,9
02h30	24,1	95,5	24,0	94,9	24,6	98,1	24,8	98,7
03h30	24,6	120,1	24,7	119,6	25,5	123,6	25,3	124,0
04h30	24,8	144,9	25,2	144,8	25,1	148,7	25,1	149,1
05h30	25,1	170,0	25,2	170,0	24,9	173,6	24,6	173,7
06h30	25,2	195,2	25,1	195,1	24,8	198,4	25,4	199,1
07h30	25,3	220,5	25,1	220,2	24,7	223,1	25,3	224,4
<b>Tm</b>	<b>24,4</b>	<b>-</b>	<b>24,3</b>	<b>-</b>	<b>24,7</b>	<b>-</b>	<b>24,9</b>	<b>-</b>

Annexe 5 : Durée d'incubation en dh ( $^{\circ}\text{C} \times \text{heure}$ ) et en dj ( $^{\circ}\text{C} \times \text{jour}$ )

Tableau 1 : Durée de l'incubation des œufs des poissons rouges

Essai	1 (Aq1)			1 (Aq2)				2			
	Heure	T ( $^{\circ}\text{C}$ )	dh	dj	Heure	T ( $^{\circ}\text{C}$ )	dh	dj	Heure	T ( $^{\circ}\text{C}$ )	dh
03h00	23,5	0,0	0,0	04h30	23,6	0,0	0,0	11h30	23,5	0,0	0,0
04h00	23,1	23,1	1,0	05h30	23,8	23,8	1,0	12h30	23,7	23,7	1,0
05h00	22,1	45,2	1,9	06h30	23,7	47,5	2,0	13h30	24,5	48,2	2,0
06h00	22,7	67,9	2,8	07h30	23,9	71,4	3,0	14h30	24,6	72,8	3,0
07h00	23,1	91,0	3,8	08h30	23,9	95,3	4,0	15h30	24,6	97,4	4,1
08h00	23,3	114,3	4,8	09h30	23,8	119,1	5,0	16h30	24,5	121,9	5,1
09h00	23,4	137,7	5,7	10h30	23,9	143,0	6,0	17h30	24,5	146,4	6,1
10h00	23,6	161,3	6,7	11h30	24,1	167,1	7,0	18h30	24,4	170,8	7,1
11h00	23,6	184,9	7,7	12h30	24,4	191,5	8,0	19h30	24,1	194,9	8,1
12h00	23,8	208,7	8,7	13h30	24,6	216,1	9,0	20h30	24,0	218,9	9,1
13h00	24,0	232,7	9,7	14h30	24,6	240,7	10,0	21h30	24,0	242,9	10,1
14h00	24,2	256,9	10,7	15h30	24,8	265,5	11,1	22h30	23,9	266,8	11,1
15h00	24,4	281,3	11,7	16h30	24,7	290,2	12,1	23h30	23,8	290,6	12,1
16h00	24,1	305,4	12,7	17h30	24,6	314,8	13,1	00h30	23,7	314,3	13,1
17h00	24,0	329,4	13,7	18h30	24,4	339,2	14,1	01h30	23,6	337,9	14,1
18h00	24,0	353,4	14,7	19h30	24,4	363,6	15,2	02h30	23,5	361,4	15,1
19h00	23,9	377,3	15,7	20h30	24,3	387,9	16,2	03h30	23,1	384,5	16,0
20h00	24,0	401,3	16,7	21h30	24,3	412,2	17,2	04h30	22,9	407,4	17,0
21h00	23,9	425,2	17,7	22h30	24,1	436,3	18,2	05h30	23,0	430,4	17,9
22h00	23,9	449,1	18,7	23h30	24,2	460,5	19,2	06h30	23,1	453,5	18,9
23h00	23,9	473,0	19,7	00h30	24,2	484,7	20,2	07h30	23,3	476,8	19,9
00h00	23,8	496,8	20,7	01h30	24,1	508,8	21,2	08h30	23,5	500,3	20,8
01h00	23,8	520,6	21,7	02h30	24,1	532,9	22,2	09h30	23,5	523,8	21,8
02h00	23,7	544,3	22,7	03h30	23,9	556,8	23,2	10h30	23,8	547,6	22,8
03h00	23,6	567,9	23,7	04h30	23,9	580,7	24,2	11h30	23,8	571,4	23,8
04h00	23,6	591,5	24,6	05h30	23,8	604,5	25,2	12h30	23,9	595,3	24,8
05h00	23,7	615,2	25,6	06h30	23,7	628,2	26,2	13h30	23,9	619,2	25,8
06h00	23,7	638,9	26,6	07h30	23,8	652,0	27,2	14h30	24,1	643,3	26,8
07h00	23,8	662,7	27,6	08h30	23,9	675,9	28,2	15h30	24,3	667,6	27,8
08h00	23,9	686,6	28,6	09h30	23,9	699,8	29,2	16h30	24,3	691,9	28,8
09h00	24,0	710,6	29,6	10h30	24,0	723,8	30,2	17h30	24,2	716,1	29,8
10h00	24,1	734,7	30,6	11h30	24,1	747,9	31,2	18h30	24,2	740,3	30,8
11h00	24,2	758,9	31,6	12h30	24,2	772,1	32,2	19h30	24,1	764,4	31,9
12h00	24,2	783,1	32,6	13h30	24,3	796,4	33,2	20h30	24,1	788,5	32,9
13h00	24,1	807,2	33,6	14h30	24,2	820,6	34,2	21h30	24,0	812,5	33,9
14h00	24,2	831,4	34,6	15h30	24,0	844,6	35,2	22h30	23,9	836,4	34,9
15h00	24,1	855,5	35,6	16h30	24,5	869,1	36,2	23h30	23,8	860,2	35,8
16h00	24,2	879,7	36,7	17h30	24,5	893,6	37,2	00h30	23,7	883,9	36,8
17h00	24,3	904,0	37,7	18h30	24,6	918,2	38,3	01h30	23,4	907,3	37,8
18h00	24,2	928,2	38,7	19h30	24,5	942,7	39,3	02h30	23,2	930,5	38,8
19h00	24,1	952,3	39,7	20h30	24,5	967,2	40,3	03h30	23,0	953,5	39,7
20h00	24,1	976,4	40,7	21h30	24,4	991,6	41,3	04h30	23,0	976,5	40,7
21h00	24,0	1000,4	41,7	22h30	24,4	1016,0	42,3	05h30	23,1	999,6	41,7

22h00	24,0	1024,4	42,7	23h30	24,3	1040,3	43,3	06h30	23,2	1022,8	42,6
23h00	24,0	1048,4	43,7	00h30	24,2	1064,5	44,4	07h30	23,3	1046,1	43,6
00h00	23,9	1072,3	44,7	01h30	24,2	1088,7	45,4	08h30	23,9	1070,0	44,6
01h00	23,8	1096,1	45,7	02h30	24,1	1112,8	46,4	09h30	24,0	1094,0	45,6
02h00	23,7	1119,8	46,7	03h30	24,0	1136,8	47,4	10h30	24,2	1118,2	46,6
03h00	23,6	1143,4	47,6	04h30	23,9	1160,7	48,4	11h30	24,3	1142,5	47,6
04h00	23,5	1166,9	48,6	05h30	23,9	1184,6	49,4	12h30	24,4	1166,9	48,6
05h00	23,6	1190,5	49,6	06h30	23,8	1208,4	50,4	13h30	24,5	1191,4	49,6
06h00	23,6	1214,1	50,6	07h30	23,9	1232,3	51,3	14h30	24,7	1216,1	50,7
<b>Tm</b>	<b>23,8</b>	-	-	-	<b>24,2</b>	-	-	-	<b>23,8</b>	-	-

Tableau 2 : 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	-	-	-	22,8	0	0	-	-	-
07h00	22,0	0,0	0,0	22,9	22,9	1,0	-	-	-
08h00	22,0	22,0	0,9	23,1	46,0	1,9	23,3	0,0	0,0
09h00	23,1	45,1	1,9	23,5	69,5	2,9	23,4	23,4	1,0
10h00	24,6	69,7	2,9	23,8	93,3	3,9	23,9	47,3	2,0
11h00	23,8	93,5	3,9	23,8	117,1	4,9	24,0	71,3	3,0
12h00	24,3	117,8	4,9	23,9	141,0	5,9	24,0	95,3	4,0
13h00	24,6	142,4	5,9	24,0	165,0	6,9	24,1	119,4	5,0
14h00	24,0	166,4	6,9	24,3	189,3	7,9	24,3	143,7	6,0
15h00	24,6	191,0	8,0	24,5	213,8	8,9	24,4	168,1	7,0
16h00	24,4	215,4	9,0	24,3	238,1	9,9	24,5	192,6	8,0
17h00	24,4	239,8	10,0	24,1	262,2	10,9	24,4	217,0	9,0
18h00	24,6	264,4	11,0	24,0	286,2	11,9	24,3	241,3	10,1
19h00	24,7	289,1	12,0	23,9	310,1	12,9	24,3	265,6	11,1
20h00	24,6	313,7	13,1	23,8	333,9	13,9	23,9	289,5	12,1
21h00	24,5	338,2	14,1	23,7	357,6	14,9	23,7	313,2	13,1
22h00	24,0	362,2	15,1	23,5	381,1	15,9	23,6	336,8	14,0
23h00	23,6	385,8	16,1	23,4	404,5	16,9	23,6	360,4	15,0
00h00	23,2	409,0	17,0	23,5	428,0	17,8	23,4	383,8	16,0
01h00	23,2	432,2	18,0	23,2	451,2	18,8	23,2	407,0	17,0
02h00	23,0	455,2	19,0	23,2	474,4	19,8	23,1	430,1	17,9
03h00	23,1	478,3	19,9	22,9	497,3	20,7	23,0	453,1	18,9
04h00	22,8	501,1	20,9	22,9	520,2	21,7	22,9	476,0	19,8
05h00	23,0	524,1	21,8	22,8	543,0	22,6	22,8	498,8	20,8
06h00	23,0	547,1	22,8	22,7	565,7	23,6	22,8	521,6	21,7
07h00	23,0	570,1	23,8	23,0	588,7	24,5	22,7	544,3	22,7
08h00	23,5	593,6	24,7	23,4	612,1	25,5	23,0	567,3	23,6
09h00	23,7	617,3	25,7	23,8	635,9	26,5	23,2	590,5	24,6
10h00	24,0	641,3	26,7	24,0	659,9	27,5	23,5	614,0	25,6
11h00	24,1	665,4	27,7	24,2	684,1	28,5	23,9	637,9	26,6
12h00	24,2	689,6	28,7	-	-	-	-	-	-
<b>Tm</b>	<b>23,7</b>	-	-	<b>23,6</b>	-	-	<b>23,6</b>	-	-

## Annexe 6 : Production aquacole mondiale de la carpe argentée

(FAO, 2018)

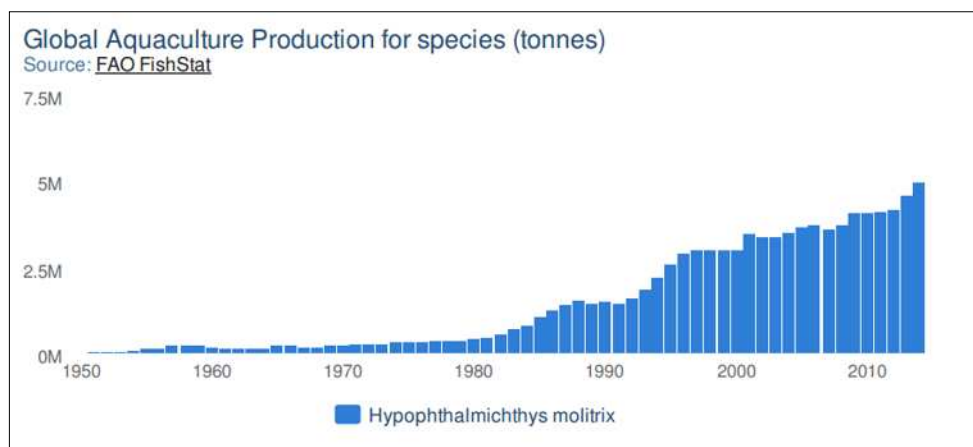


Chart Table

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 10 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 10 View 1 - 10 of 65

# Maîtrise et suivi de la reproduction artificielle de quelques espèces de la famille des cyprinidés

## Résumé

L'intensification et la continuité de la production locale des alevins de Cyprinidés requièrent la maîtrise de la reproduction artificielle. Cette technique réalisée par la méthode sèche chez *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758) et *Hypophthalmichthys molitrix* (Valencienne, 1844) a fait objet d'essais au niveau de l'ENSSMAL (n = 2) et de l'écloserie El-Ouricia (n = 4), respectivement. L'hypophysation de 21 géniteurs *C. auratus* a été effectuée soit avec l'Ovaprim à une dose de 0,4 ml/kg ; soit avec l'hCG à une dose d'une UI/g de poids vif en une seule injection. Pour la carpe *H. molitrix*, le traitement hormonal de 33 géniteurs a été effectué en utilisant l'hypophyse (5 mg/kg de poids vif) chez les femelles, et l'Ovopel (2 mg/kg de poids vif) chez les mâles.

Chez le poisson rouge, la réponse favorable à la stimulation hormonale a varié entre 80 et 100% chez les mâles, et entre 33,3 et 66,7% chez les femelles. Plus de 90% des mâles *H. molitrix*, ont répondu favorablement au traitement hormonal contre seulement 15,4% chez les femelles. Les résultats satisfaisants étaient de 85,5% comme taux de fécondation et de 71,9% comme taux d'éclosion chez la carpe *H. molitrix*. Les alevins produits ont tous réussi un élevage larvaire suivi durant 15 jours.

**Mots clés :** Reproduction artificielle, carpe argentée, poisson rouge.

## Abstract

Intensification and continuity of local production of Cyprinidae fry require mastery of artificial propagation. This technique carried out by the dry method in *Carassius auratus* (Linnaeus, 1758) and *Hypophthalmichthys molitrix* (Valencienne, 1844) was tested at ENSSMAL (2 tests) and El Ouricia hatchery (4 tests), respectively. The hypophysation of 21 *C. auratus* spawners was performed with either Ovaprim at a dose of 0.4 ml / kg; or with hCG at a dose of 1 IU / g bodyweight in a single injection. For *H. molitrix*, the hormonal treatment of 33 spawners was performed using the pituitary gland (5 mg / kg body weight) in females, and Ovopel (2 mg / kg body weight) in males.

In goldfish, the favorable response to hormonal stimulation varied between 80 and 100% in males, and between 33.3 and 66.7% in females. More than 90% of *H. molitrix* males responded favorably to hormone therapy compared to only 15.4% in females. Satisfactory results were 85.5% as fertilization rate and 71.9% as hatch rate in *H. molitrix*. The fry produced all managed a larval rearing followed for 15 days

**Keywords:** Artificial propagation, silver carp, goldfish.

## ملخص

يتطلب تكثيف واستمرارية الإنتاج المحلي لبلعيط cyprinidés إتقان التكاثر الاصطناعي. تم اختبار هذه التقنية التي أجريت بالطريقة الجافة لدى السمكة الذهبية والشبوط الفضي في ENSSMAL ومفرخة الأوريسيا، على التوالي. تم حقن 21 من أمهات *C. auratus* إما بـ Ovaprim بجرعة 0.4 مل / كجم أو بـ hCG بجرعة 1 وحدة دولية / غ وزن جسم في حقنة واحدة. بالنسبة لـ *H. molitrix*، تم إجراء العلاج الهرموني لـ 33 من الأمهات باستخدام الغدة النخامية (5 ملجم / كجم من وزن الجسم) في الإناث، و 2 ملجم / كجم من وزن الجسم عند الذكور.

في السمكة الذهبية، تراوحت الاستجابة للتحفيز الهرموني بين 80 و 100% عند الذكور، وبين 33.3 و 66.7% عند الإناث. استجاب أكثر من 90% من ذكور *H. molitrix* بشكل إيجابي للعلاج بالهرمونات مقارنة بـ 15.4% فقط في الإناث. وكانت النتائج المرضية 85.5% كمعدل الإخصاب و 71.9% كمعدل الفقس لدى *H. molitrix*. اليرقات المنتجة تجاوزت بنجاح مرحلة تربية اليرقات لمدة 15 يوماً.

الكلمات المفتاحية: التكاثر الاصطناعي، الشبوط الفضي، السمك الذهبي.