



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE

LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل

École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME

D'INGENIEUR EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : Aquaculture

*Essai de reproduction artificielle de la carpe argentée :
Hypophthalmichthys molitrix (Valencienne, 1844).*

Présenté par :

✚ ALIANE Adel.

✚ HEDAGHA Younes.

Soutenu le 30/10/2014 devant la commission de jury :

Mme. MEHDID S.

ENSSMAL

Présidente

Mme. HAOUI N.

ENSSMAL

Examinatrice

Mme. BOUBECHICHE Z.

ENSSMAL

Examinatrice

Mr. BELHASNET K.

ENSSMAL

Promoteur

2013/2014

Remerciement

Avant de commencer la présentation de ce travail, je profite de l'occasion pour remercier toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail de fin d'études.

Nous remercions Dieu pour nous avoir donné le courage et la patience et la volonté nécessaire afin d'achever ce travail dans les meilleures conditions.

*Nous tenons à remercier chaleureusement et particulièrement notre cher promoteur Mr **BELHASNAT** qui a été toujours à notre écoute et notre disposition tout au long de notre travail et nous a guidés dans toutes les démarches.*

Nous tenons à remercier également en avance le membre de jury :

*Mme **MEHDID S.** d'avoir accepté de présider ce jury ;*

*Mme **HAOUI N.** d'avoir accepté examiner ce travail ;*

*Mme **BOUBCHICHE Z.** d'avoir accepté d'examiner notre travail ;*

Nos remerciements s'adressent également à toute l'équipe de l'écloserie zaïri et les pêcheurs de CNRDPA qui ont mis à notre disposition tous les moyens nécessaires pour le bon déroulement de notre modeste travail.

Nous remercions également tous ceux qui ont participé à l'élaboration de ce modeste travail.

Merci à tous et à toutes.

Dédicaces

Que ce travail témoigne de mes respects

A mes parents ET mes vrais parents

Grâce à leurs tendres encouragements et leurs grands sacrifices, ils ont pu créer le climat affectueux et propice à la poursuite de mes études.

Aucune dédicace ne pourrait exprimer mon respect, ma considération et mes profonds sentiments envers eux,

*Je prie le bon Dieu de les bénir, de veiller sur eux, en espérant qu'ils seront toujours fiers de
Moi.*

A mes chères sœurs : S N N B C et à mes frères : T I F B A.

A tous mes professeurs

Leur générosité et leur soutien m'oblige de leurs témoigner mon profond respect et ma loyale considération.

A tous mes amis

Et

A tous mes collègues

Ils vont trouver ici le témoignage d'une fidélité et d'une amitié infinie.

ALIANE Adel

Dédicaces

Que ce travail témoigne de mes respects

A mes parents

Grâce à leurs tendres encouragements et leurs grands sacrifices, ils ont pu créer le climat affectueux et propice à la poursuite de mes études.

Aucune dédicace ne pourrait exprimer mon respect, ma considération et mes profonds sentiments envers eux,

Je prie le bon Dieu de les bénir, de veiller sur eux, en espérant qu'ils seront toujours fiers de moi.

A ma chère sœur et à mes frères Amir et Adem.

A ma chère aimable mssb qui a été présente avec moi pendant tout le travail.

Ils vont trouver ici l'expression de mes sentiments de respect et de reconnaissance pour le soutien qu'ils n'ont cessé de me porter.

A tous mes professeurs

Leur générosité et leur soutien m'oblige de leurs témoigner mon profond respect et ma loyale considération.

A tous mes amis

Mokrane Khalil, Zergane chamse, Hamdaoui azzedine, Achouri houssam, Mana, Atef, Mestiri sofiane, Troudi amir, Rahmoune heithem, Kahoul karim, Gasmi oussama, Zogayche ilyas, Salem ahmed (sousou), Himeur Mejdî, Lakhdari Khierdine, , Belakhdar Abderrahmane, Thamer Raouf, Achour Hamadi, Awragh Boubaker, Mehamdi Mbarek, Mokrane Mehdi, Benomar Adel, Benkhadoma faycel, Menasri Khaled, Rafa, Walid, Ziad, Ramdani Azzedine, Annabi Sami, Lahwel Tarek, Semmar Abdelhak Lokman, Ais Mustapha, Lamani Bou Abdellah, Nouasria Zine El Abidine, Moussi Kheiri, Didine, Mimou, Houhou Abedhak, Akrem, Benchaira Mohamed

A tous mes collègues

Ils vont trouver ici le témoignage d'une fidélité et d'une amitié infinie.

Hedagha younes

LISTE DES FIGURES

Figure 01 : Morphologie de la carpe argentée (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>)	17
Figure 02 : Anatomie de la carpe argentée (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>)	18
Figure 03 : Répartition géographique de la carpe argentée dans le monde	19
Figure 04 : Aire de répartition d'origine de la carpe argentée	20
Figure 05 : Principaux pays producteurs (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>)	24
Figure 06 : Production globale de la carpe argentée (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>)	25
Figure 07 : Cycle de production de (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>)	28
Figure 08 : Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons	29
Figure 09 : Ovogenèse	31
Figure 10 : Spermatogénèse	32
Figure 11 : Situation géographique de l'écloserie de Zaïri	38
Figure 12 : Plan de masse de l'écloserie	39
Figure 13 : Bassin de stockage des géniteurs	39
Figure 14 : Bassin de maturation des géniteurs	40
Figure 15 : Bac d'adaptation des géniteurs	40
Figure 16 : Bouteilles de Zoug	41
Figure 17 : Photo satellitaire du barrage de Koudiet medaouar	41
Figure 18 : Eugénol	42
Figure 19 : Bac d'anesthésie	42
Figure 20 : Sennes de pêche	43
Figure 21 : Encerclement du banc de poisson	44
Figure 22 : Fermeture du filet	44
Figure 23 et 24 : Transport dans l'eau	45
Figure 25 : Transport des géniteur vers l'eclosrie	45
Figure 26 : Transport vers les bassins	46
Figure 27 : Stockage des géniteurs	46
Figure 28 : Anesthésie des spécimens destinés à la reproduction	47
Figure 29 : Sexage des mâles	48

Figure 30 : Sexage des femelles.....	48
Figure 31 : Mesure des poids	49
Figure 32 : Marquage.....	49
Figure 33 : Première injection des femelles.....	51
Figure 34 : Thermomètre électronique	51
Figure 35 : Injection des mâles	52
Figure 36 : Prélèvement des ovules	54
Figure 37 : Extraction de la laitance	54
Figure 38 : Mélange des gamètes.....	55
Figure 39 : Rinçage des gamètes	55
Figure 40 : Incubation des œufs dans les bouteilles de Zoug	56
Figure 41 : Formule utilisé.....	56
Figure 42 : Contrôle de température	56
Figure 43 : Récupération des larves	57
Figure 44 : Pêche des géniteurs	59
Figure 45 : Mortalité des géniteurs	61
Figure 46 : Développement embryonnaire des œufs	69
Figure 47 : Comptage des œufs	69
Figure 48 : Œufs bloquée.....	60
Figure 49 : Œufs attaqué par les cyclopes.....	60
Figure 50 : Bassin de grossissement	71

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 01: Principales espèces des carpes faisant l'objet d'élevage ; noms vernaculaires (Fr) et scientifiques	15
Tableau 02 : Production mondiale de l'aquaculture (tonnes)	25
Tableau 03 : Les principales maladies qui affectent la carpe argentée.....	36
Tableau 04 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque géniteur femelle stocké en bassin	52
Tableau 05 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque mâle stocké en bassin	53
Tableau 06 : Nombre de géniteurs pêchés et sélectionnés pendant 3 jours.....	59
Tableau 07 : Mortalité des géniteurs	60
Tableau 08 : Réponse à la stimulation hormonale chez les femelles	61
Tableau 09 : Réponse a stimulation hormonale chez les mâles.....	61
Tableau 10 : Mesure de pH chaque heure pendant la maturation des géniteurs.....	63
Tableau 11 : Température /heure chez les géniteurs pendant la maturation.....	63
Tableau 12 : Détermination de la quantité d'œufs produite	64
Tableau 13 : Mesure de pH chaque 2 heures pendant l'incubation des œufs.....	65
Tableau 14. Température / heure pendant l'incubation	65

Introduction	12
Chapitre I. Généralités	
1. Différentes espèces de carpes	15
1.1. Position systématique de la carpe argentée	16
2. Etude morphologique et anatomique de la carpe argentée	17
2.1. Morphologie	17
2.2. Anatomie.....	18
3. Ecologie	19
3.1. Répartition géographique.....	19
3.2 Origine de la carpe argentée	19
3.3. Limites écologiques	20
3.3.1. La température.....	20
3.3.2. Oxygène (O ₂).....	21
3.3.3. Substances azotées	21
3.3.4. pH.....	22
3.3.5. Matières en suspension.....	22
3.4. Comportement	22
3.5. Régime alimentaire.....	23
3.5.1. Besoins des larves	23
3.5.2. Besoins des alevins.....	23
3.5.3. Besoins de la carpe argentée adulte.....	23
4. Production de carpes dans le monde	24
4.1. Principaux pays producteurs.....	24
4.2. Statistiques de production.....	24
5. Reproduction.....	26
5.1. Reproduction naturelle.....	26
5.1.1. Période de Reproduction	26
5.1.2. Maturité Sexuelle	26
5.2. Reproduction artificielle	27
5.2.1. Indice de la maturité sexuelle chez les géniteurs pour la reproduction artificielle	27
5.2.1.1. Les femelles	27
5.2.1.2. Les mâles	27
5.2.2. Cycle de production	27
5.2.3. Déterminisme de la reproduction	28
5.2.4. Cycle sexuel de la carpe	30
5.2.4.1. Ovogenèse.....	30
5.2.4.2. Spermatogénèse	32
5.3. Facteurs influençant la reproduction	32
5.3.1. Alimentation.....	33
5.3.2. Température	33
5.3.3. Photopériode.....	33
5.4. Hormones de reproduction	33
5.4.1. Gonadolibérine GnRH et dopamine.....	34
5.4.2. Gonadotrophines GTH	34
5.4.3. Stéroïdes sexuels	34
5.4.4. Prostaglandines.....	34
5.5. Induction hormonale de la ponte	34
6. maladies et mesures de contrôle.....	36

Chapitre II. Matériel et méthode

1. Présentation de la structure d'accueil.....	38
2. Equipements utilisés	39
2.1. Bassins de stockage des géniteurs	39
2.2. Bassins de maturation	40
2.3. Bacs d'adaptation.....	40
2.4. Bouteilles de zoug.....	41
2.5. Matériels biologique	41
2.5.1. Espèces et nombre des géniteurs utilisés.....	41
2.5.2. Les hormones utilisées	42
2.5.3. Anesthésie	42
3. pêche et transport des géniteurs	43
3.1. Engin de pêche.....	43
3.2. Pêche et récupération des géniteurs.....	43
3.3. Sélection des géniteurs	44
3.4. Transport des géniteurs.....	45
3.5. Stockage et adaptation	46
4. Reproduction artificielle	47
4.1. Anesthésie.....	47
4.2. Sexage.....	48
4.3. Contrôle pondéral	49
4.4. Marquage	49
4.5. Injection hormonale	50
4.5.1. Pesée de l'hypophyse	50
4.5.2. Préparation de l'injection	50
4.5.3. Calcul des doses a injecté.....	50
4.5.4. Lieux et doses d'injection	50
4.5.4.1. Lieu d'injection.....	50
4.5.4.2. L'injection.....	51
• Les femelles	51
• Les mâles.....	52
4.6. Fécondation artificielle	53
4.6.1. Ovulation.....	53
4.6.2. Stripping	53
4.6.2.1. Prélèvement des ovules.....	53
4.6.2.2. Prélèvement de la laitance	54
4.6.3. Manipulation des géniteurs après l'extraction des œufs	54
4.6.4. Insémination artificielle.....	55
4.6.5. Incubation des œufs.....	56
4.6.5.1. Condition d'incubation	56
4.6.6. Transfère des larves.....	57

Chapitre III. Résultats et discussions

1. Nombre des géniteurs pêché	59
2. Mortalité des géniteurs	60
2.1. Pendant le transport des géniteurs	60
2.2. Pendant le stockage des géniteurs	60
2.3. Après l'extraction des œufs	60
3. Réponse à la stimulation hormonale	61
3.1. Les femelles	61
3.2. Les mâles	62
3.3. Gonflement abdominal	62
3.4. Obtention des gamètes	62
3.5. Conditions pendant la maturation des géniteurs	63
3.5.1. pH	63
3.5.2. Oxygène	63
3.5.3. Température	63
4. Détermination de la quantité d'œufs produite	64
5. Incubation des œufs	65
5.1. Condition d'incubation	65
5.1.1. pH	65
5.1.2. Oxygène	65
5.1.3. Température	65
5.2. Développement embryonnaire	66
5.2.1. Gonflement des œufs	66
5.2.2. Les stades de développement embryonnaire	66
6. Taux d'éclosion	69
7. Nutrition des larves	71
8. Transfère des larves	71
Conclusion	73
Bibliographie	75

Introduction

Avec un taux de croissance pratiquement de 10% par an, l'aquaculture est le secteur agroalimentaire dont la croissance annuelle est la plus rapide. En 1995, 23,10% de la production totale d'organismes aquatiques provenaient de l'aquaculture, soit l'équivalent de 27,8 millions de tonnes **(FAO, 1996)**.

De plus, il a été estimé qu'en 2030 l'aquaculture dominerait l'approvisionnement en poissons et que moins d'un poisson consommé sur deux proviendrait de l'aquaculture **(Wijkstrom. et al. 2000)**.

L'aquaculture fournissait seulement 3,5 % des disponibilités alimentaires mondiales en produits aquatiques au début des années 50, la proportion est passée de 10 % au début des années 80, à 35% au début des années 2000 et à environ 42 % en 2006. La demande croissante de produits de la mer impulsée par l'augmentation des revenus et la poussée démographique dans un contexte de limitation, voire d'épuisement, des ressources halieutiques rend inévitable un rôle encore plus important pour l'aquaculture dans les années à venir **(FAO, 2006)**.

Historiquement, les introductions des carpes chinoises en Algérie peuvent se résumer comme suite:

-Entre 1985 et 1986, une quinzaine de retenues sont empoissonnées avec des carpes importées de Hongrie. **(FAO, 2006)**.

-En 1991, dans le cadre de la valorisation de l'infrastructure hydrique par la pisciculture, une opération de repeuplement est initiée par l'agence nationale du développement de la pêche et de l'aquaculture; empoissonnements avec des alevins de carpes (*Cyprinus carpio*, *Ctenopharyngodon edella*, *Hypophthalmichthys molitrix* et *Aristichthys nobilis*). **(FAO, 2006)**.

-En 2001, des opérations de repeuplement de plusieurs barrages et plans d'eau en larves de carpes importées de Hongrie **(FAO, 2006)**.

-Vu les résultats de croissance obtenus très satisfaisants, et vu que les carpes ne se reproduisent pas naturellement ce qui entraîne l'épuisement des stocks, le ministère a procédé à une troisième opération de repeuplement par l'importation de 7 millions d'alevins de Hongrie **(MPRH, 2006)**.

Les cyprinidés, dont la production en élevage dépasse six millions de tonnes dans le monde, est le groupe le plus exploité par l'aquaculture. Il existe une quinzaine d'espèces de cyprinidés élevées mais les productions significatives portent sur quelques espèces seulement. **(Billard, 1995)**.

L'élevage des Cyprinidés est ancien en particulier en Chine. La reproduction contrôlée des carpes dites chinoises (carpe argentée, carpe herbivore, carpe a grande bouche) n'est que récente, elle date des années 1960 et a fait appel à la technique d'hypophysation ; auparavant les juvéniles étaient simplement capturés en rivières ou dans les lacs, et étaient mis en grossissement en étang. La large répartition géographique des espèces de cyprinidés et leurs nombres, ainsi que l'ensemble des caractéristiques physiologiques, en particulier les capacités à supporter une large gamme de température et de qualité d'eau, leur bonne croissance à la température optimale avec des coefficients de conversion acceptables, expliquent leur succès aquacole (**Billard, 1995**).

L'objectif principal de notre travail est de maîtriser les techniques de reproduction artificielle pour limiter les importations des alevins de carpes chinoises ,et diminuer la dépendance économique de notre pays .Dans ce travail on distingue quatre chapitres : la première traite la systématique, morphologie, biologie et la reproduction de la carpe argentée ; la seconde résume les méthodes et le matériel utilisés ; le troisième chapitre synthétise et interprète les résultats ; et enfin la quatrième et dernière illustre la conclusion.

Chapitre I

Généralité

1. Différentes espèces de carpes

La famille des cyprinidés comporte plusieurs espèces de carpes dont les plus connues sont citées dans le tableau ci-dessous.

Tableau 01. Principales espèces des carpes faisant l'objet d'élevage ; noms vernaculaires (Fr) et scientifiques (**Billard, 1995**)

Nom vernaculaire (Fr)	Nom scientifique
Carpe commune	<i>Cyprinus carpio</i> (inclus de nombreuses souches)
Carpes dites chinoises	
Argentée	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (Valencienne, 1844)
Herbivore	<i>Ctenopharyngodon idella</i> (Cuvier et valenciennes, 1844)
Détritivore	<i>Cirrhinamo litirella</i>
Marbrée (Grosse tête)	<i>Aristichtys nobilis</i> (Richardson, 1845)
Noire (Malacophage)	<i>Mylopharyngodon piceus</i>
Carpes majeures indiennes	
Catla	<i>Catla catla</i>
Calbassu	<i>Labeo calbassu</i>
Rohu	<i>Labeo rohita</i>
Mrigal	<i>Cirrhinus mrigala</i>

L'espèce à laquelle nous nous intéressons dans ce travail est la carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*) (Valencienne, 1844).

1.1. Position systématique de la carpe argentée

La systématique détaillée de cette espèce est décrite ci-dessous (**Billard, 1995**).

Règne	Animalia
Embranchement	Chordata
Sous-embranchement	Vertebrata
Super-classe	Osteichthyes
Classe	Actinopterygii
Sous-classe	Neopterygii
Infra-classe	Teleoste
Super-ordre	Ostariophysi
Ordre	Cypriniformes
Super-famille	Cyprinoidea
Famille	Cyprinidae
Genre	Hypophthal Michthys

Nom binominal

(*Hypophthalmichthys molitrix*) (Valenciennes, 1844).

2. Etude morphologique et anatomique de la carpe argentée

2.1. Morphologie

La carpe argentée est caractérisée par un corps massif, haut, comprimé latéralement. Tête large et pointue. Grande bouche terminale dépourvue de barbillons. Yeux en dessous de la ligne médiane du corps. Dos sombre, flancs et ventre gris chez l'adulte, argentés chez les jeunes jusqu'au 3ème été. Les écailles petites. Ligne latérale incurvée vers le bas jusque sous la région moyenne de l'abdomen. Nageoire anale à base plus longue que la dorsale, caudale très échancrée. Nageoire dorsale à 11-15 rayons, anale à 14 -17 rayons, une ligne latérale de 110 à 124 écailles. Un organe suprabranchial filtre et oriente le plancton vers l'œsophage. Carène ventrale marquée, sans écailles de la base de la tête à l'anale. La carpe argentée mesure de 40 à 60 cm et jusqu'à 1 m de long. Elle pèse 6 kg en moyenne et peut atteindre 40 à 50 kg (Brusle, J. *et al.*, 2001).

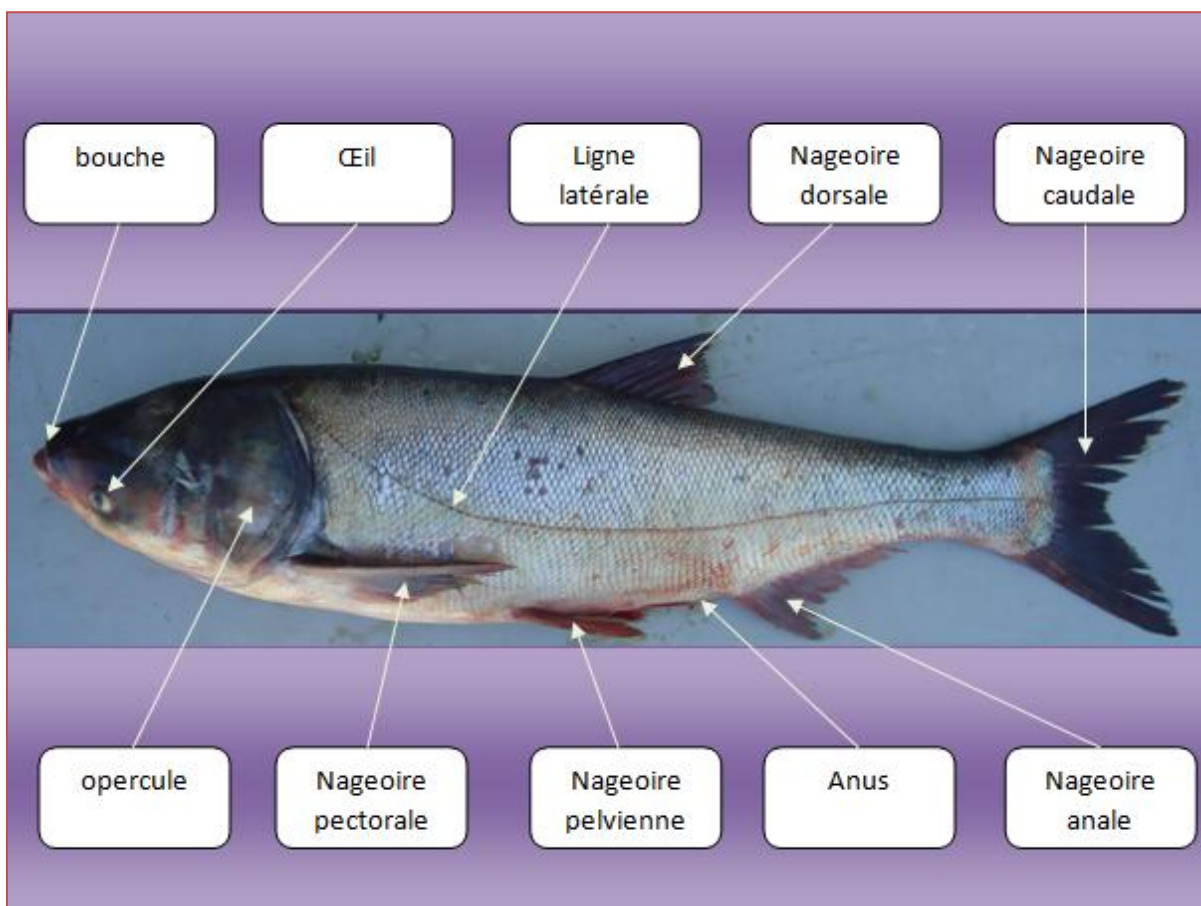


Figure 1. Morphologie de la carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*, 1844)

2.2. Anatomie

La carpe argentée est un poisson agastre et donc ne possède pas d'estomac.

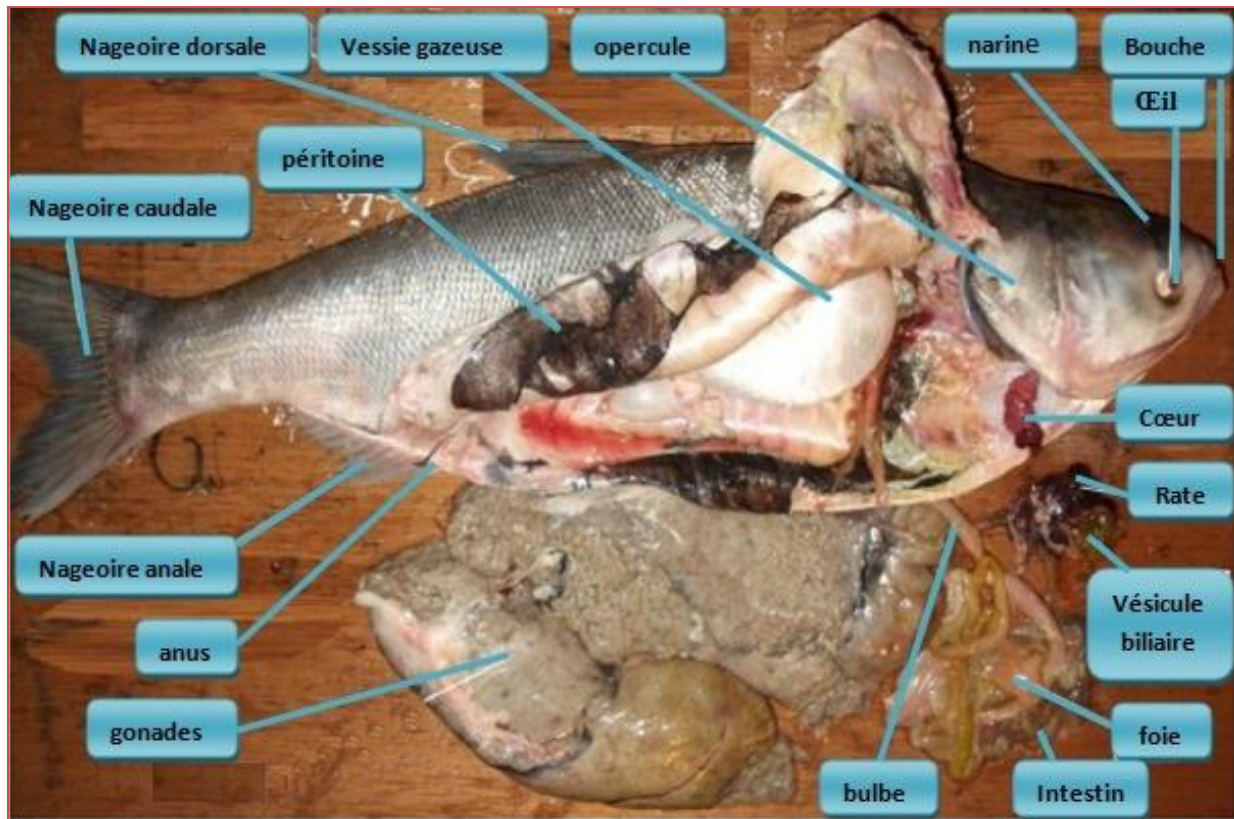


Figure 2. Anatomie de la carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*, 1844)

En plus des organes apparents dans la figure n°2, la carpe argentée possède un appareil de filtration branchial fait de branchiospines réalisant des filets branchiaux couverts de mucus et permettant la rétention des proies phyto et zoo planctoniques de taille $>$ à $20 \mu\text{m}$ (Brusle, J. *et al.*, 2001).

Les reins sont collés contre la colonne vertébrale dans la partie supérieure derrière la vessie gazeuse.

3. Ecologie

3.1. Répartition géographique

La carpe argentée elle présente intensivement dans l'Asie exactement au niveau de la Chine et en Europe ainsi dans quelle que pays dans l'Amérique et en l'Afrique.

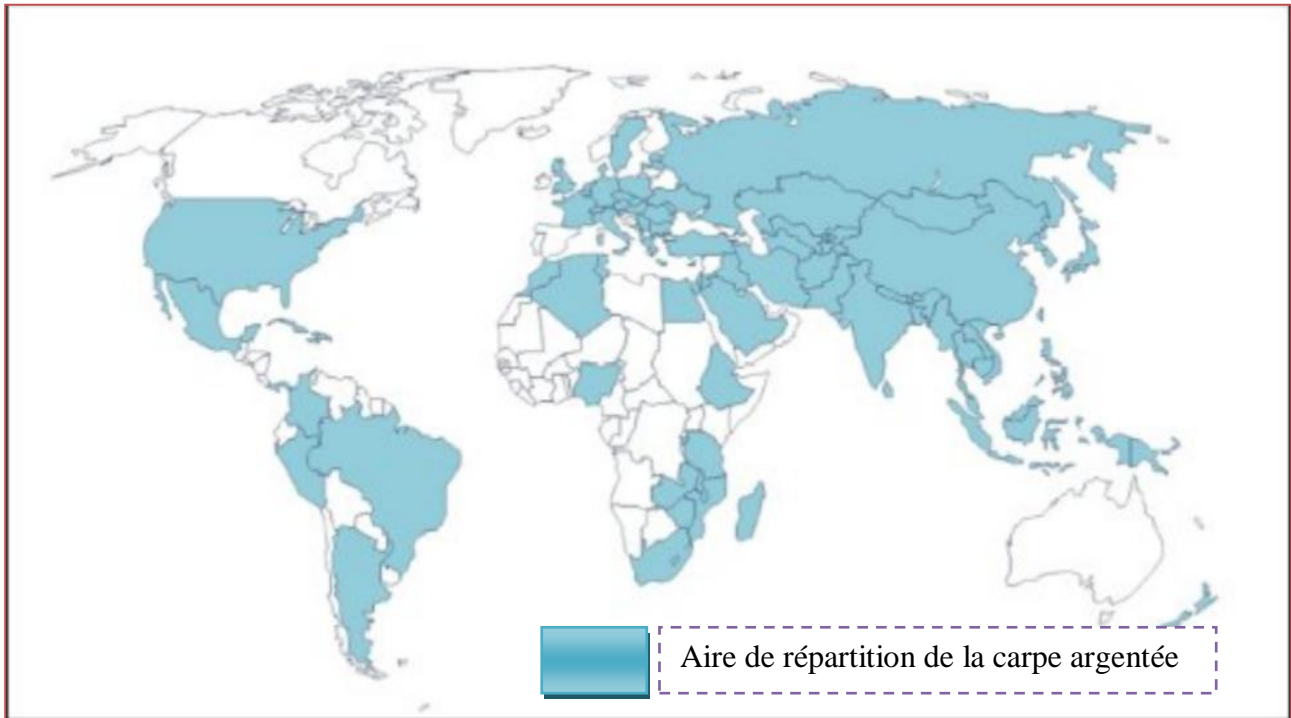


Figure 3. Répartition géographique de la carpe argentée dans le monde (Fabrice, T. *et al.*, 2010)

3.2. Origine de la carpe argentée

La carpe argentée est originaire des grands fleuves du sud de l'Asie, de l'est de la Chine et de l'extrême est de la Russie qui se jette dans l'océan pacifique. Certaines populations sont aussi actuellement présentes dans le nord du Vietnam, mais elles auraient été introduites. Ainsi, l'aire de répartition d'origine de la carpe argentée s'étend de 22°N à 54°N dans l'est de l'Asie. D'après le site www.fishbase.org, cette espèce aurait été introduite dans 95 pays. Le devenir de ces introductions est peu connu (Fabrice, T. *et al.*, 2010).



Figure 4. Aire de répartition d'origine de la carpe argentée (Fabrice, T. *et al.*, 2010)

3.3. Limites écologiques

3.3.1. Température

La température de l'eau affecte sa densité et sa viscosité, la solubilité des gaz et en particulier de l'oxygène, les vitesses de réaction chimiques et biochimiques. Ses variations peuvent tuer certaines espèces aquicoles, mais également favoriser le développement d'autres espèces, ce qui entraîne un déséquilibre écologique. Chaque espèce ne peut vivre que dans un certain intervalle de température hors du quel elle est amenée à disparaître ; Elle a son référendum thermique qui correspond à la zone de température où l'espèce se tient le plus facilement (Arrignon, J-P. 1998).

La température a une profonde influence sur les activités biologiques qui globalement dans la gamme des températures vitales, doublent pour chaque élévation de 10°C (par exemple la consommation d'oxygène ou le métabolisme général seront deux fois plus élevés à 30 qu'à 20°C). La croissance optimale des cyprinidés se situe dans une gamme allant de 20 à 30°C (Billard, 1995).

La carpe argentée fréquente des eaux calmes et tièdes : espèce thermophile (température d'activité entre 12 et 30° C, maximum de croissance à 20-28° C, avec cessation de prise de nourriture et vie ralentie dans des eaux de température < 12°C) (**Brusle, J. et al., 2001**). La carpe argentée à un niveau de croissance optimale à 25°C (**Brusle, J. et al., 2001**).

3.3.2. Oxygène (O₂)

Bien que les exigences en oxygène des cyprinidés (supérieure à 3 mg/l) soient moindres que celles des espèces d'eau froide comme les salmonidés (supérieure à 5-6 mg/l), ce paramètre revêt d'une importance primordiale. La solubilité de l'oxygène dans l'eau dépend principalement de la température : si elle augmente, la solubilité de l'oxygène diminue, mais aussi de la pression atmosphérique : si cette dernière augmente, la solubilité de l'oxygène augmente. L'oxygène peut provenir de la diffusion à partir de l'air, mais cette voie est peu efficace dans les étangs où l'apport dû à la photosynthèse par le phytoplancton est le plus important (**Billard, 1995**).

La carpe argentée est très sensible à l'asphyxie avec un optimum > 4mg/l (**Schlumberger, 2002**).

3.3.3. Substances azotées

L'azote est intéressant dans le milieu aquatique sous la forme de ses combinaisons qui constituent d'ailleurs un véritable cycle avec les composés minéraux : ammoniac, nitrites et nitrates.

Il provient des eaux des pluies par l'intermédiaire des sols (percolation des nitrates) par fixation de l'azote atmosphérique (bactéries symbiotiques des légumineuses, cyanophycées aquatiques (*Anabaena*)); Il provient également des résidus de la vie animale (les quantités importantes de plancton détruites donnent de l'urée). Les protéines qui en sont issues sédimentent puis sont remises en solution par ammonisation.

Les nitrites sont très toxiques. Ils agissent sur l'hémoglobine, le transporteur de l'oxygène dans le sang et gênent son action. Malgré une teneur en oxygène favorable dans l'eau, le taux de nitrites doit rester stable, en dessous de 0,1 mg/l.

Des taux de nitrates d'environ 15 mg/l peuvent être tolérés chez les carpes. Les proportions entre l'ammoniaque (NH₃) et l'ammonium (NH₄⁺) sont liées et varient en fonction du pH, il se forme un pourcentage de plus en plus grand d'ammoniaque à partir de pH de 8 environ. Le taux d'ammoniaque doit rester en dessous de 0,025 mg/l (**Arrignon, J-P. 1991**).

3.3.4. pH

Le pH est un symbole, qui est exprimé, par le chiffre dont il est accompagné, l'acidité ou l'alcalinité d'eau. La mesure du pH peut se faire par voie colorimétrique ou potentiométrique. La détermination du pH est importante car elle permet d'estimer le degré d'agressivité d'eau (**Arrignon, J-P. 1991**).

Le pH dépend de l'alcalinité et de la dureté de l'eau. L'alcalinité de l'eau correspond à sa teneur en bases, carbonates et bicarbonates et la dureté indique la teneur en ions métalliques divalents (principalement Ca^{++} et Mg^{++}).

Les pH 4 et 11 correspondent au point de létalité pour les poissons. Lorsque les valeurs sont en dehors d'une gamme 6-9, la croissance des poissons est mauvaise et les productions sont faibles.

En effet, les pH les plus favorables pour la pisciculture d'étang sont compris entre 6 et 9 (**Billard, 1995**).

3.3.5. Matières en suspension

L'eau véhicule de minces particules de matières solides en suspension, décelables pondéralement par centrifugation, sédimentation.

Ces matières interviennent dans le milieu aquatique, soit par action directe sur les poissons (épaississement des cellules épithéliales des branchies), soit par action nuisible sur les œufs, soit par modification des mouvements naturels et des déplacements des poissons, soit encore par réduction de la biomasse ordinairement produite par le milieu.

Cette action se fait sentir dès lors que la teneur en matières en suspension dépasse 25 mg/l, la productivité en poissons étant extrêmement faible, voire nulle quand cette teneur dépasse 400 mg/l (**Arrignon, J-P. 1991**).

3.4. Comportement

Dans leur milieu naturel en Chine, les jeunes des carpes argentées se cachent dans les herbiers des fleuves tièdes. À l'âge 2 ans ils s'enfoncent dans les fonds des fleuves. En France ils affectionnent les lacs et les étangs et se nichent généralement dans leur fond (**Froese et Pauly. 2014**).

3.5. Régime alimentaire

3.5.1. Besoins des larves

Les besoins de la larve de carpe sont mal connus et les pisciculteurs se basent de manière empirique sur des recettes qui ont fait leurs preuves dans le passé. Les larves se nourrissent de vitellus, réserve mise à leur disposition dans l'œuf. La résorption vitelline dure entre 60 et 70 heures. A l'éclosion, les larves mesurent entre 4,8 et 5 mm dans un premier temps, les larves sont dépourvues de bouche.

En outre, les branchies sont absentes et la respiration est transcutanée. La durée de cette étape varie en fonction de la température de l'eau. En effet, en éclosion, ce stade dure entre 1,5 et 3 jours alors que dans la nature, il peut atteindre 4 jours. Dès l'ouverture de l'orifice buccal, les larves peuvent s'alimenter. Concernant la prise alimentaire, il faut savoir qu'une densité de poissons accrue favorisera l'ingestion des aliments, certainement grâce au phénomène de compétition alimentaire. Les expériences de Charlon et Bergot (1984) indiquent qu'il est possible d'alimenter les larves de carpe argentée avec des aliments secs, dès les premiers stades d'alimentation spontanée.

3.5.2. Besoins des alevins

Après que les alevins ont absorbé leur sac vitellin (sac collé au « bébé » poisson qui lui permet de se nourrir), les alevins se rendent dans des endroits calmes des fleuves pour se nourrir de zooplancton jusqu'à leur taille de 5-10 cm. Par la suite ils deviennent végétariens et ne se nourrissent que de phytoplanctons. Ces arcs branchiaux sont équipés de filtre qui leur permet de récupérer les diatomées, les cyanobactéries ou encore les haptophytes. Généralement, il n'est pas obligatoire de fournir de l'aliment formulé dans une culture de carpe argentée (**Froese et Pauly, 2014**).

3.5.3. Besoins de la carpe argentée adulte

La carpe argentée est un poisson-filtreur par pompage (18 à 30 litres d'eau par heure) 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 0.02mm. Il se nourrit d'algues planctoniques qui abondent dans un bon étang bien fertilisé. Il est parmi la faune piscicole un spécialiste en aliment, mangeant principalement le phytoplancton ; il ne consomme pas d'aliments plus gros et ne se nourrit jamais sur le fond des étangs. C'est un réel poisson filtreur exploitant les eaux pélagiques (son habitat). Il ne peut faire l'objet d'aucune pêche sportive du fait qu'il ne mord à aucun appât (**FAO, 1982**).

Son intestin est long (six fois la longueur corporelle), en rapport avec l'ingestion de matériel végétal (**Brusle, J. et al., 2001**).

4. Production des carpes dans le monde

4.1. Principaux pays producteurs



Figure 5. Principaux pays producteurs (*Hypophthalmichthys molitrix 1844*) (FAO, 2014)

Les principaux pays producteurs de la carpe argentée sont comme suite :

L'Afrique (Maroc), Asie (Inde, Russie, Chine, Iran, Malaisie, Bangladesh, Viêtnam), Europe (France, Allemagne, Tchèque, Autriche, Ukraine, Biélorussie) et l'Amérique (Cuba).

4.2. Statistiques de production

La production globale de la carpe issue d'élevage était seulement de 15 306 tonnes en 1950. Elle s'est élevée à 1 722 832 tonnes en 2002, une augmentation de plus de 112 fois dans 52 ans. Ce poisson est à la 5^{ième} position comparé à toutes les espèces d'élevage en eau douce. La carpe à grosse tête a contribué de 7,5% dans la production mondiale des poissons d'eau douce en 2002. Entre 1950 et 2002, la production Chinoise a augmenté de 129 fois alors qu'elle n'a augmenté que de 10 fois dans d'autres régions du monde.

Durant la décade (1993-2002), le taux de croissance moyen global annuel de la carpe à grosse tête était de 7,2%, et de 7,3% en Chine, mais dans le reste du monde il était de 0,2%. Cependant, on remarque actuellement, une augmentation de production. Entre 1999 et 2002 la production chinoise de la carpe à grosse tête s'est élevée de 2,3 % par an.

La valeur totale de la production globale de la carpe à grosse tête issue d'élevage était de 1,48 milliards en 2002, avec un taux d'expansion annuelle oscillant entre 1993 et 2002 de 5,7 % par an. Le taux de croissance le plus faible en termes de valeur, comme comparé au volume, était principalement dû aux changements de l'évaluation du Yuan RMB Chinois contre le Dollar Américain (Yujun, *et al.*, 1981).

Tableau 02. Production mondiale de la carpe argentée (tonnes) (FAO, 2014)

Nom scientifique	Année	Quantité [tonnes]
<i>(Hypophthalmichthys Molitrix 1844)</i>	2003	1 671 091
	2004	1 821 534
	2005	1 912 238
	2006	2 073 473
	2007	2 165 391
	2008	2 320 528
	2009	2 466 930
	2010	2 585 889
	2011	2 706 627
	2012	2 898 816

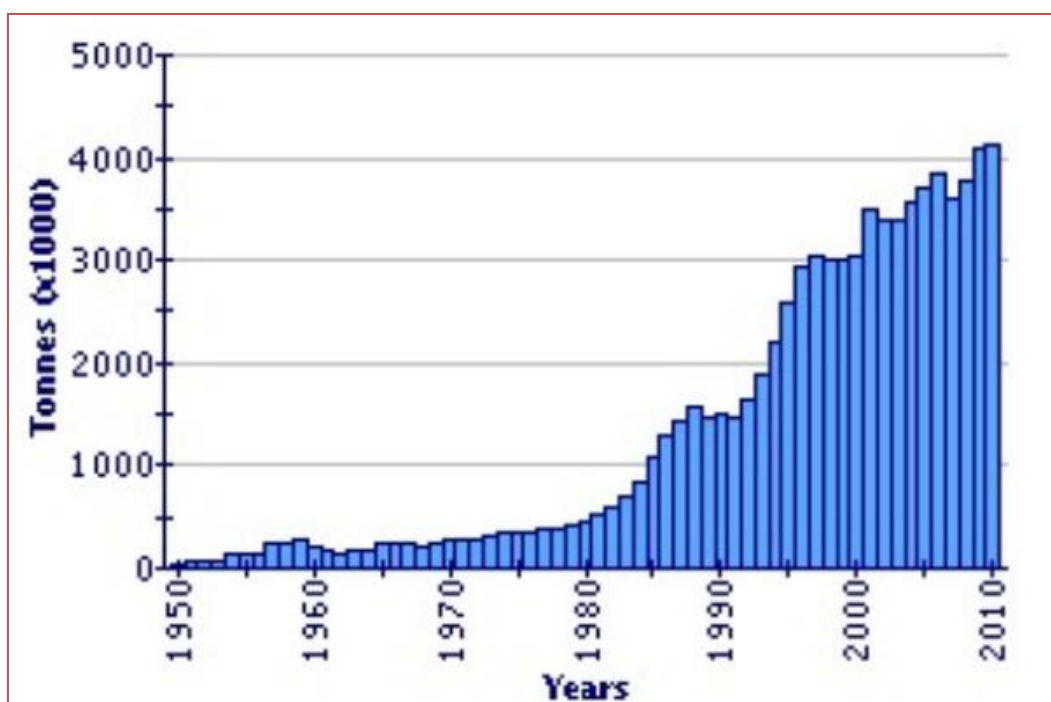


Figure 6. Production globale de la carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix 1844*) (FAO, 2014)

De loin le principal producteur de carpe argentée est la Chine, l'Inde et le Bangladesh, sont aussi des producteurs majeurs de cette espèce. Des quantités significatives de carpe argentée sont aussi produites en Iran, à la Fédération Russe et au Cuba. (Yujun, *et al.*, 1981).

5. Reproduction

5.1. Reproduction naturelle

5.1.1. Période de Reproduction

Les carpes chinoises se reproduisent en été (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.

En régions tropicales et subtropicales il est plus facile de déterminer la période de reproduction. En raison de la rapidité du processus de développement de l'œuf, les carpes sont prêtes à la reproduction avant la saison des pluies.

Mais, si à ce stade on les garde sous température élevée pendant un mois environ, les carpes deviennent sur-matures, et la masse des œufs commence aussitôt à se résorber ; à ce stade, les géniteurs ne sont plus aptes à la reproduction artificielle. (Collart, *et al.*, 1982). Il apparaît qu'à Madagascar, l'époque de reproduction semble devoir commencer de la mi-septembre à la mi-octobre à Kianjasoa (eaux plus chaudes) et en novembre et décembre à Andasibe (eaux plus fraîches). En général les mâles montrent des signes de maturité 2–3 semaines avant les femelles. Quelques expériences ont démontré que les carpes herbivores ainsi que les carpes argentées peuvent être reproduites au moins deux fois au cours de l'année à 3–4 mois d'intervalle, en régions tropicales et subtropicales.

5.1.2. Maturité Sexuelle

En Europe, la carpe herbivore ainsi que la carpe argentée femelles atteignent leur maturité sexuelle en 5–6 ans ; les mâles sont mûrs un an plus tôt. La carpe à grosse tête (marbrée) est parmi les 3 espèces, le poisson d'eau chaude au plus haut degré; elle arrive à maturité à l'âge de 7–8 ans. Mais dans les régions tropicales et subtropicales, la maturité sexuelle se développe plus rapidement; des spécimens âgés de 2–3 ans peuvent être déjà sexuellement mûrs ; la carpe argentée notamment. La maturité sexuelle dépend également de la qualité de la nourriture, ce qui est bien compréhensible. Du fait que la maturité sexuelle est en relation étroite avec la température de l'eau, il est évident que dans les régions ayant des eaux plus chaudes (comme à Kianjasoa) les carpes atteignent plus tôt ce stade de maturité que dans les zones à eaux plus fraîches (comme à Andasibe - dans le cas de Madagascar) (Collart, *et al.*, 1982).

5.2. Reproduction artificielle

5.2.1. Indices de la maturité sexuelle chez les géniteurs pour la reproduction artificielle

Seuls, les poissons mûrs à point pour la reproduction réagiront positivement au traitement hormonal (hypophysation); l'état de maturité peut être décelé par les signes suivants :

5.2.1.1. Les femelles

Ont la partie postérieure de l'abdomen renflée, ballonnée (chez la carpe herbivore, ce ballonnement peut provenir de la quantité d'herbe ingérée); la papille génitale saillante, de couleur rouge ou rosée; l'anus gonflé et saillant. Malheureusement ces mêmes signes sont également apparents chez les femelles en état de sur-maturité ou quand les œufs sont au stade de résorption.

5.2.1.2. les mâles

Ont des rugosités à la partie supérieure des nageoires pectorales, et quelques gouttes de laitance suintent sous une légère pression de l'abdomen (**Collart, et al., 1982**).

5.2.2. Cycle de production

Les carpes chinoises ne se reproduisent pas en dehors de leur milieu naturel. Dans ce cas, le recours aux techniques d'induction de la ponte est particulièrement nécessaire. L'hypophysation représente ainsi le seul choix technique et économique réaliste pour développer la pisciculture (**Meddour, et al., 2005**).

L'éclosion se produit après une incubation qui dure entre 14 et 17 h à 28-30°C (**Brusle, J. et al., 2001**). Dans son pays d'origine l'âge de maturité est compris entre 3 à 5 ans (**Anonyme, C. 2005**).

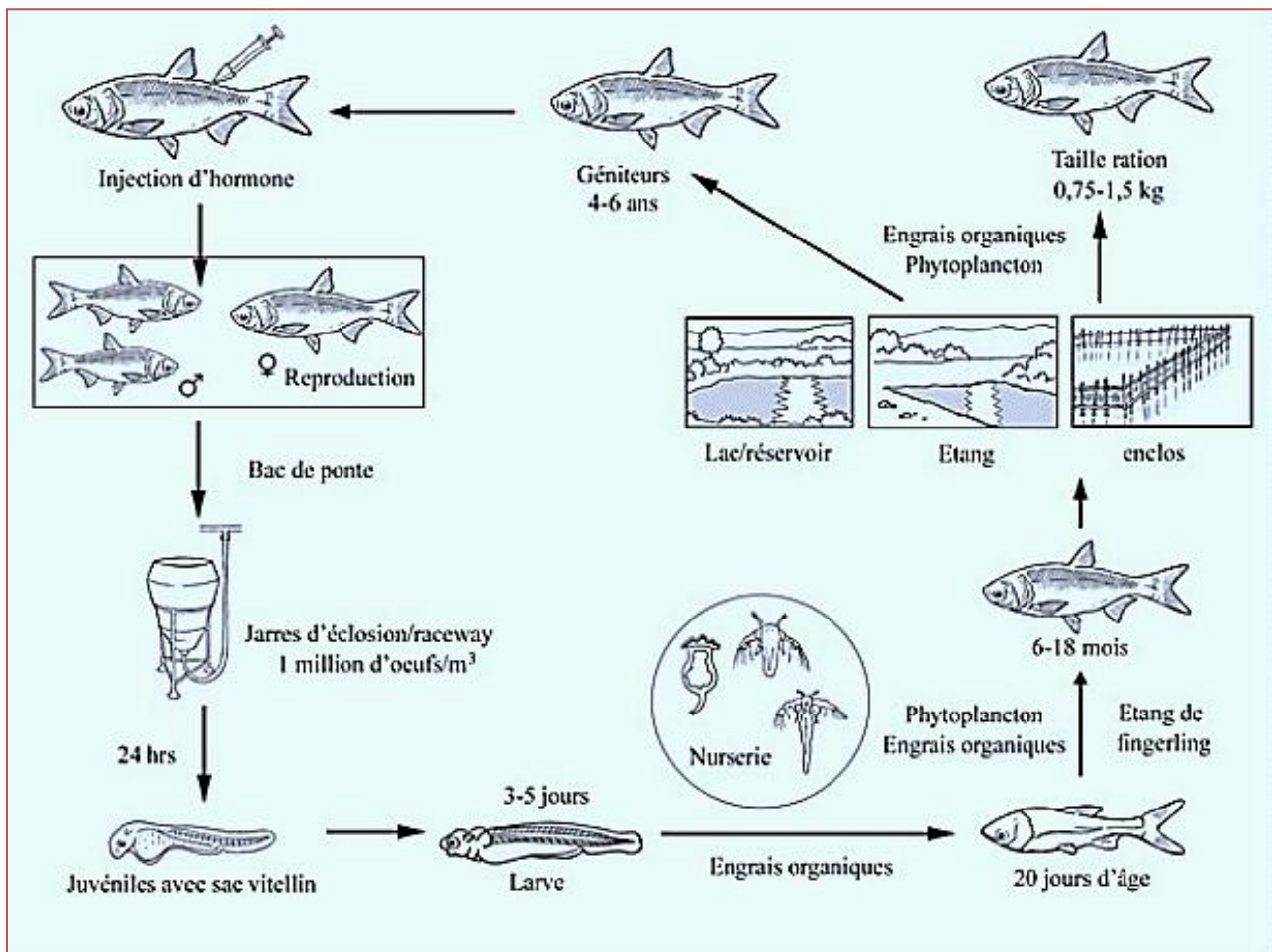


Figure 7. Cycle de production de (*Hypophthalmichthys molitrix* 1844) (Qingwen, *et al.*, 1995).

5.2.3. Déterminisme de la reproduction

Le déterminisme des modifications anatomo-physiologiques impliquées dans la ponte est de l'ordre neuroendocrinien, associant des rythmes endogènes, d'activités glandulaires à des stimulations sensorielles d'origine externe (environnementale) par l'intermédiaire de l'axe hypothalamus-hypophyse-gonade, lui-même soumis à l'influence du milieu et des relations sociales entre les géniteurs (Brusle, J. *et al.*, 2004).

Plusieurs hormones agissent sur la maturation et la ponte, celles produites par l'hypothalamus, l'hypophyse et les gonades étant les plus importants : en réponse aux changements des paramètres externes, l'hypothalamus sécrète des releasing hormones. Ces peptides arrivent dans la partie antérieure de l'hypophyse, appelé adéno-hypophyse, et contrôlant l'activité des cellules gonadotropes. Ces dernières secrètent à leur tour des gonadotrophines (GTH), qui passent dans le sang, sont véhiculés vers les gonades des poissons dont elles contrôlent tous les changements structuraux et fonctionnels les gonades secrètent alors des hormones, indépendamment ou de concert, avec la GTH. pour contrôler directement leur propre maturation (Chebel, M. *et al.*, 2009).

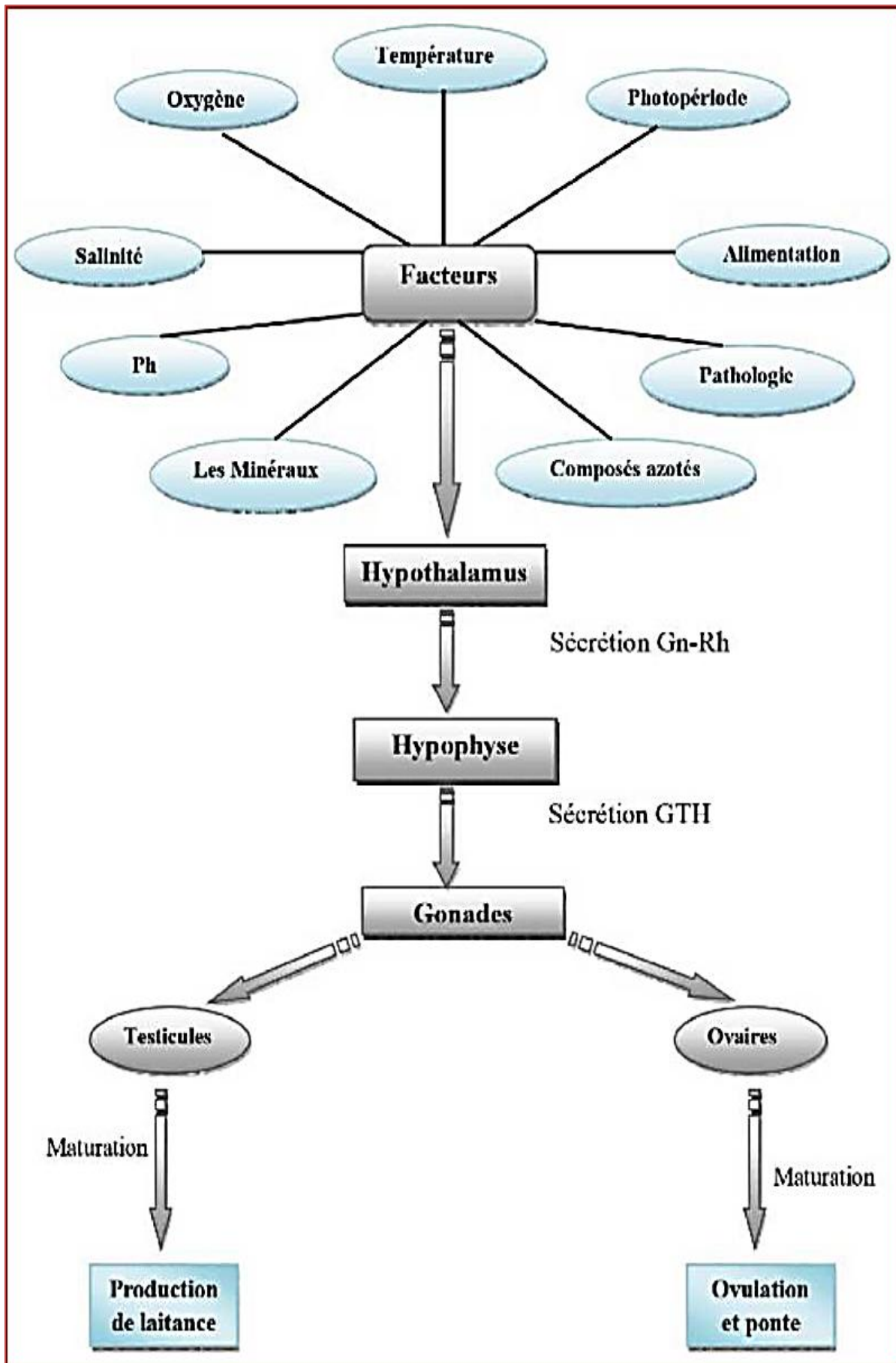


Figure 8. Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (Schlumberger, 2002)

5.2.4. Cycle sexuel de la carpe

Le développement des produits sexuels dans les gonades (ovules ou œufs, spermatozoïdes ou sperme) est un processus long et complexe où plusieurs stades ou phases peuvent être différenciés.

5.2.4.1. Ovogenèse

C'est la transformation d'une cellule sexuelle primordiale l'ovogonie en un gamète femelle, l'ovule (**Barnabe, G. 1991**).

Selon (**Herve, 2002**) l'ovogenèse est formation d'ovocytes matures prêts à être expulsés et fécondés puis à une période de repos sexuel (stade post-ponte) pendant laquelle la gonade se régénère.

L'ovogenèse comporte plusieurs stades :

Stade 1 : les cellules primitives de l'ovogenèse (ovogonies) sont très petites, leur taille est à peine supérieure à celles des autres cellules (8 à 12 μm). Elles se multiplient par mitose normale.

Stade 2 : la cellule mère de l'ovocyte grandit de 12 à 20 μm et un follicule commence à se former autour de chacune. Ce follicule qui a pour fonction de nourrir et de protéger au cours de son développement, finit par donner naissance à une double assise de cellules.

Stade 3 : La cellule constituant l'ovocyte s'accroît sensiblement pour atteindre 40 à 200 μm . A présent le follicule l'entoure complètement. Ces trois premiers stades marquent la période de premier ordre pour l'ovocyte, avant qu'il accumule des réserves nutritives.

Stade 4 : C'est le début de la vitéllogénèse avec production et accumulation de vitellus. (Le «jaune d'œuf» de poule). L'ovocyte s'accroît de 200 à 350 μm , les premiers globules lipoïdes apparaissent dans le cytoplasme.

Stade 5 : C'est la seconde phase de la vitéllogénèse, le cytoplasme est maintenant rempli de globules lipoïdes et le vitellus commence à produire ses plaquettes.

- La taille de l'ovule est de 350 à 500 μm

Stade 6 : La troisième phase de la vitéllogénèse, pendant laquelle :

- Les plaquettes de vitellus poussent les gouttelettes huileuses vers le bord de la cellule, où deux anneaux commencent à se former.

- Les nucléoles qui participent à la synthèse protéique et à l'accumulation des réserves nutritives adhèrent à la membrane du noyau.
- La taille des ovules maintenant est de 600 à 900 μm .

Stade 7 : La vitélogénèse ou synthèse de vitellus se termine pendant cette phase où l'ovule atteint 900 à 1000 μm .

- Lorsque l'accumulation de vitellus s'achève, les nucléoles se retirent au centre du noyau.
- Le micropyle, orifice microscopique percé sur la membrane de l'ovule (pour permettre la pénétration du spermatozoïde lors de la fécondation s'ouvre pendant cette phase.
- A la fin de ce stade, l'ovule peut demeurer inchangée pour plusieurs mois c'est le stade de dormance ou de repos (**Woynarovich, et al., 1984**).

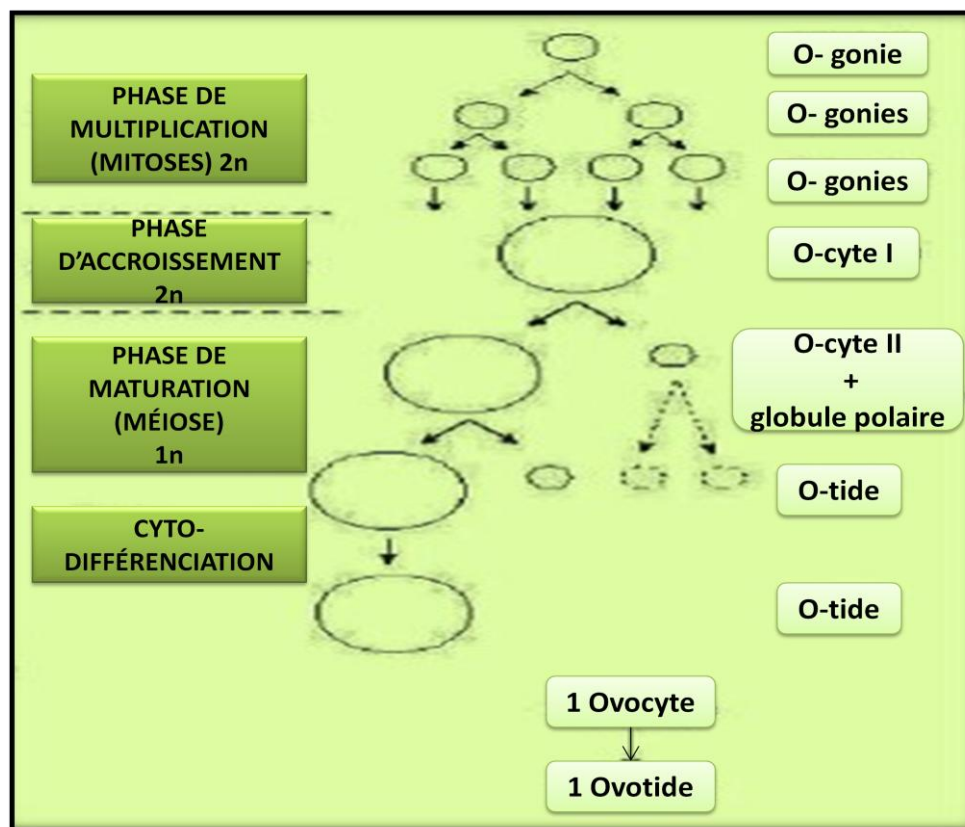


Figure 9. Ovogenèse (**Barnabe, G. 1995**)

Remarque

- L'ovogenèse est fortement dépendante de la température ; un cycle complet demande au moins 1000° jour soit 50° jour à 20°C (**Billard, 1995**).
- On peut obtenir plusieurs reproductions par an, lorsque les conditions thermiques sont réunies et les femelles soient convenablement alimentées.

5.2.4.1. Spermatogénèse

La spermatogénèse comporte une phase de multiplication spermatogoniale, suivie de la méiose et de la spermiogénèse, qui s'achève par l'accumulation de spermatozoïdes dans les lobules testiculaires puis par leur émission (spermiation). La production est considérable: 2 000 milliards spermatozoïdes par cycle (pour un mâle de 1 kg).

Les spermatozoïdes sont formés dans les testicules dès l'automne et y subsistent jusqu'à la saison de reproduction. Les spermatozoïdes ne sont pas tous libérés à la fin du cycle reproducteur, même après stimulation hormonale, et subsistent dans le testicule au cours des cycles suivants. Ce vieillissement risque d'en altérer la qualité (Barnabe, G. 1991).

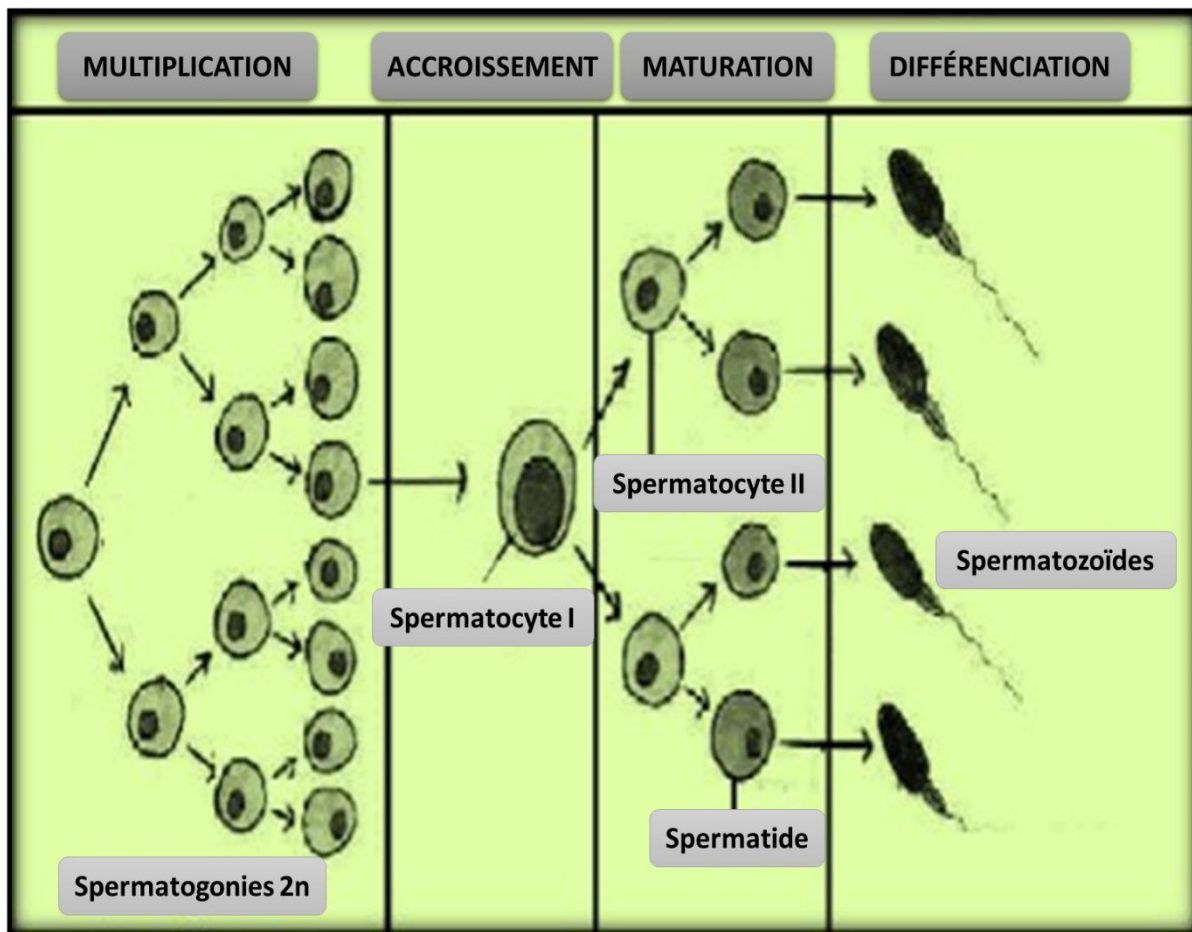


Figure 10. Spermatogénèse (Barnabe, G. 1991)

5.3. Facteurs influençant la reproduction

La reproduction, chez les téléostéens comme chez les autres vertébrés, est un phénomène cyclique contrôlé à la fois par un rythme physiologique interne et par les variations saisonnières de l'environnement. Chez la plupart des poissons la reproduction précède une période où les facteurs du milieu (en particulier la nourriture) sont les plus favorables à la survie des jeunes et donc à la pérennité de l'espèce (Legendre, J. *et al.*, 1988).

5.3.1. Alimentation

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

L'alimentation des femelles, pendant la période qui précède la ponte, doit répondre aux exigences précises qui correspondent aux synthèses vitellines (**Brusle, J. et al., 2004**).

5.3.2. Température

A partir d'un certain seuil la température peut induire ou bloquer la maturation sexuelle (**Brusle, J. et al., 2004**).

La gamétogenèse ne s'effectue, chez une espèce donnée, que dans une gamme déterminée de température. Souvent, ce sont les dernières phases de la gamétogenèse qui sont déclenchées par une variation de température jouant le rôle de stimulus externe relayé par le système neuroendocrinien. La température agit aussi sur l'activité gonadotrope du complexe hypothalamo-hypophysaire produisant la GTH. (**Barnabe, G. 1991**).

5.3.3. Photopériode

La photopériode joue un rôle très important dans la gamétogenèse. Son action s'exerce par l'intermédiaire des organes photorécepteurs (œil, épiphyse) et au travers du système nerveux sur l'axe hypothalamo-hypophysaire (**Barnabe, G. 1991**).

5.4. Hormones de reproduction

La réception des stimuli de l'environnement relève du système nerveux et comporte le passage de l'information des récepteurs sensoriels vers le cerveau. Cette information, au moment où elle atteint l'hypothalamus, détermine l'activité hypophysaire par l'intermédiaire des hormones libérâtes. Ces dernières incitent l'hypophyse à libérer dans le sang une hormone gonadotrophine ciblant la gonade, qui a pour effet de stimuler la production de stéroïdes sexuels par le tissu interstitiel de la gonade (**Barnabe, G. 1991**).

Les principales hormones intervenant dans la reproduction sont (**Brusle, J. *et al.*, 2004**) :

5.4.1. Gonadolibérine GnRH et dopamine

D'origine hypothalamique, Gonadotrophine Hormones (GnRH) ou Gonadolibérines, ce sont des neurohormones qui stimulent la sécrétion des gonadotrophines (GTH). L'hypothalamus secrète aussi un facteur dopaminergique inhibiteur, Gonadotropin Releasing Inhibitory Factor, GRIF, qui leur est opposé.

La dopamine hypothalamique exerce aussi une action inhibitrice sur la libération des GTH.

Le couple GnRH et dopamine contrôle la fonction gonadotrope de l'hypophyse des téléostéens.

5.4.2. Gonadotrophines GTH.

D'origine hypophysaire, les gonadotrophines stimulent la sécrétion des stéroïdes sexuels qui exercent une action inhibitrice par un feedback négatif sur la sécrétion des GTH.

5.4.3. Stéroïdes sexuels

Les stéroïdes sexuels interviennent sur les diverses phases de la maturation gonadique et de la ponte. Ils peuvent aussi avoir une fonction phéromonale.

Parmi les stéroïdes sexuels androgènes on trouve la 11-kétotestostérone, et la méthyletestostérone. Et parmi les stéroïdes sexuels œstrogènes on trouve la 17 P-oestradiol et les progestogènes (17,20P-P et 17,20P, 21-P).

5.4.4. Prostaglandines

Elles sont présentes dans les gonades, dans le liquide séminal et dans le liquide ovarien, contrôlant la stéroïdogénèse et l'ovulation, stimulent le comportement sexuel des femelles, ainsi elles jouent le rôle de « messagers endogènes » synchronisant la maturation ovarienne et le comportement de ponte, et elles ont aussi un rôle phéromonale.

5.5. Induction hormonale de la ponte

L'utilisation des hormones pour induire la ponte est introduite en pisciculture à la suite des premiers travaux de Haussay en 1930 (**Chebel, M. *et al.*, 2009**).

Trois générations sont apparues regroupant les techniques d'induction hormonale de la ponte :

– Les techniques de la première génération : qui sont basées sur l'utilisation des extraits hypophysaires de poissons donneurs matures à des receveurs matures, utilisés surtout chez la carpe

et le saumon (**Chebel, M. et al., 2009**).

Les extraits hypophysaires contiennent en quantités variables de la GTH. (Hormone gonadotrope). Injectée, cette GTH. Exogène s'ajoute à la gonadotrophine circulant déjà dans le sang du géniteur récepteur en phase finale de maturation et agit directement sur la gonade. Cela déclenche la libération des ovocytes chez les femelles. Certaines espèces de poissons sont peu sensibles à cette hormone non spécifique, et les taux de réponse à l'injection hormonale sont faibles (**Schlumberger, 2002**).

- Les techniques de la deuxième génération : qui utilisent des gonadostimulines de mammifères, élaborés par le placenta et facilement disponible sous deux formes purifiées, l'une extraite de l'urine des femmes enceintes (HCG), l'autre extraite du sérum de jument grvide (PMS : Pregnantmare's Serum Gonadotropin) (**Chebel, M. et al., 2009**).

L'HCG agit directement sur les gonades, qui vont libérer les stéroïdes sexuels, en passant par la circulation sanguine (**Schlumberger, 2002**).

La combinaison de l'HCG. Et des extraits hypophysaires induit l'ovulation et la ponte chez différentes espèces (**Chebel, M. et al., 2009**).

- Les techniques de la troisième génération qui utilisent des préparations gonadotropes complètement ou partiellement purifiées (LHRH. « Luteinizing Hormone Releasing Hormone ») et leurs analogues (LHRHa) (**Chebel, M. et al., 2009**).

La petite molécule de la LHRHa (10 peptides) est une « hormone libérante » Releasing Hormone, - RH) non spécifique qui agit sur l'hypophyse du poisson receveur et induit alors la sécrétion d'hormone gonadotrope spécifique déclenchant la ponte et stimule la spermiation (**Schlumberger, et al. 2002**).

La qualité des ovocytes, issus de l'injection avec la LHRHa, est comparable avec celle obtenue des pontes naturelles (**Moretti, R. et al. 1999**).

6. Maladies et mesures de contrôle

Tableau 03. Les principales maladies qui affectent la carpe argentée (FAO, 2014)

MALADIE	AGENT	TYPE	SYMPTOME	MESURES
Maladie entérique de la bouche rouge	<i>Yersinia ruckeri</i>	Bactérie	Inflammation & érosion de mâchoire & isthme; émaciation; assombrissement; opercule rouge; bases des nageoires rouges; hémorragies de l'intestin contenant un liquide jaune; estomac avec un liquide clair	Bains de Sulfamerazine ou oxytetracycline
infestation au Bothriocephalus	<i>Bothriocephalus archeolognathi</i>	Cestode ver solitaire parasite	Infestation communes dans les cultures intensives; détails non formulés	Pas d'information disponible
Infestation au Myxobolus	<i>Myxobolus pavlovskii</i>	Myxosporean Parasite	Rencontré plus communément dans les branchies; détails non formulés	Pas d'information disponible
Maladie du ver Ancre	<i>Lernaea sp.</i>	Copépode Parasite	Blessures sur la peau et tissus musculaires	Bains de Trichlorfon ou Diflubenzuron
Dactylogyrus Maladies des branchies	<i>Dactylogyrus sp.</i>	Monogenean Parasite	Gonflement de branchies & pâleur; sécrétion élevée de mucus; étalement de l'opercule; agitation près de l'arrivé d'eau; essoufflement; ventilation lourde; l'épithélium & gonflement de tissus sur les branchies; épizootiques sérieuses & mortalité	Bains de Masoten, quinine, Trichlorfon, ormaldéhyde, bleu deméthylène, Flubendazole, Mebendazole, Levamisole, ou Praziquantel
Trichodinose	<i>Trichodina sp.</i>	Protozoaire Parasite	Couche de mucosité comme une voile, nageoires cramponnées & tissus dénudés	Formol, vert de malachite ou bleu de méthylène

Chapitre II

Matériel

et méthodes

1. Présentation de la structure d'accueil

L'écloserie a été réalisée dans le cadre d'un partenariat avec un opérateur hongrois, sous la direction d'une équipe technique algérienne représentant plusieurs institutions spécialisées dans la recherche et le développement de l'aquaculture. Cette réalisation est implantée au niveau de la retenue collinaire du lieu-dit **Zaïri**, dans la commune **d'El Ouricia** (15 km au Nord de la wilaya de Sétif et à 320 Km au sud-est de la wilaya d'Alger).



Figure 11. Situation géographique de l'écloserie de Zaïri (Google earth, 2014)

Elle a été construite en 2007 et a commencé le travail en 2010, c'est une écloserie mobile d'une capacité de production de 4.7 millions d'alevins/an, elle fonctionne en système ouvert ou fermé. Elle est composée de :

- 6 bassins arrondie de 4 m^3 chacun utilisés selon le besoin.
- 4 bacs rectangulaires de 3 m^3 pour l'adaptation des géniteurs.
- 2 grands bassins de 43 m^3 pour le stockage des géniteurs, l'un pour les mâles et l'autre pour les femelles.
- Des bouteilles de Zoug pour l'incubation : des petites bouteilles de 20 litres et des grandes bouteilles de 100 litres.



Figure 12. Plan de masse de l'écloserie

2. Equipements utilisés

2.1. Bassins de stockage des géniteurs

Au niveau de l'écloserie, il existe deux grands bassins de même dimension $2.5\text{m} \times 1.5\text{m}$ (diamètre \times hauteur). Chaque bassin est équipé d'un diffuseur d'oxygène, et d'un robinet d'eau. L'expérimentation a été réalisée en circuit ouvert.



Figure 13. Bassins de stockage des géniteurs

2.2. Bassins de maturation des géniteurs

En plus des deux grands bassins arrondis, 6 petits bassins arrondis en polyéthylène avec des dimensions de 1m×1.3m (diamètre × hauteur), Chaque bassin est équipé d'un diffuseur d'oxygène, et d'un robinet d'eau. L'expérimentation a été réalisée en circuit ouvert.



Figure 14. Bassin de maturation des géniteurs

2.3. Bacs d'adaptation des géniteurs

4 bacs utilisés pour l'adaptation des géniteurs avant la reproduction. Ces bacs sont en polyéthylène avec des dimensions de 2m×1m×1.2m (Longueurs × largeur × hauteur) et sont munis d'un trop-plein et d'un robinet de vidange.



Figure 15. Bac d'adaptation des géniteurs

2.4. Bouteilles de Zoug

Bouteilles de Zoug en fibre de verre sans fond ont été utilisées, les goulots sont tournés vers le bas. Ces bouteilles sont placées sur un module en plastique conçu spécialement servant de support. Chaque bouteille est équipée d'un robinet qui permet la régulation du débit d'eau, d'un trop plein en haut sous forme de petite gouttière.



Figure 16. Bouteilles de Zoug

2.5. Matériel biologiques

2.5.1. Espèces et nombre des géniteurs utilisés

Pour les besoins de nos expérimentations, nous avons utilisé 14 géniteurs de (*Hypophthalmichthys molitrix*) (*Valencienne, 1844*) 7 géniteurs femelles et 7 géniteurs mâles, ont été pêchés par les pêcheurs de CNRDPA en 2014 dans le Barrage de Koudiet medaouar (fig.17) a Timgad, wilaya de Batna (coordonnées géographiques : 35° 30' 57" Nord 6° 30' 48" Est).



Figure 17. Photo satellitaire du barrage de Koudiet medaouar (Google earth, 2014)

2.5.2. Hormones utilisées

Pour réaliser la reproduction artificielle, il existe plusieurs types d'hormones :

- HCG : (Gonadotrophine Chorionique Humaine).
- LHRHa : Lutéine Hormone Releasing Hormone Analogue.
- Extrait de la glande pituitaire.
- Ovopel.

Pour notre essai nous avons utilisé l'HCG comme hormone d'injection pour les femelles et l'ovopel pour les mâles.

2.5.3. Anesthésie

On a utilisé l'eugénoïl au tant qu'anesthésie d'une concentration variante entre 0.01 et 0.05 ml/l dans un bac.



Figure 18. Eugénoïl



Figure 19. Bac d'anesthésie

3. Pêche et transport des géniteurs

3.1. Engin de pêche

L'engin de pêche utilisé est la senne coulissante, que l'on traîne sur le fond sableux dans les eaux douces ou dans la mer. Les sennes de mer ont une vaste dimension, jusqu'à 1200 m de longueur et 140m de hauteur. Dans notre travail on a utilisé des sennes de plus petite dimension, jusqu'à 500m de longueur et 20m de hauteur, en utilisant deux embarcations.



Figure 20. Sennes de pêche

3.2. Pêche et récupération des géniteurs

Une fois sur le site de pêche, le moteur est éteint. Le silence régnait afin de pouvoir localiser l'endroit de sauts des poissons pour y jeter les filets.

Le principe de senne tournante (coulissante) consiste à encercler un banc de poissons directement repéré dans l'eau. L'opération de pêche consiste à :

- Larguer une bouée amarrée au filet.
- Encercler le banc en décrivant une manœuvre tournante pour aller reprendre la bouée.



Figure 21. Encerclement du banc de poisson

- Fermer le fond du filet en virant au plus vite la ralingue basse de la senne.
- Réduire le filet en l'embarquant par la ralingue haute et la nappe.
- Former une « poche » et embarquer les captures (**Louis, 2009**).



Figure 22. Fermeture du filet

3.3. Sélection des géniteurs

Après avoir remonté le filet à la surface de l'eau, on a procédé sur place à la sélection des géniteurs de la carpe, en effet notre choix a été fait selon les critères suivants:

- La conformation: La forme du corps.
- L'état sanitaire : Absence de mal formation et des maladies.
- Le poids : Choisir un poids moyen permettant des manipulations facile.

3.4. Transport des géniteurs

Après la sélection, les géniteurs sont transportés vers le rivage dans une embarcation au niveau d'un petit bac en plastique.



Figure 23 et 24. Transport dans l'eau

Une fois à la rive, les géniteurs sont rapidement transférés dans des bassines contenant de l'eau remplie sur place et transportés sur camion vers l'écloserie.



Figure 25. Transport des géniteurs vers l'eclosie

A l'arrivée à l'éclousrie les géniteurs ont été transférés a l'aide d'un salabre vers les bassins d'adaptation.



Figure 26. Transport vers les bassins de stockage

3.5. Stockage et adaptation

Les géniteurs ont été manipulés avec une grande délicatesse, remis dans l'eau le plus rapidement possible et on met le filet de sécurité en haut du bac.

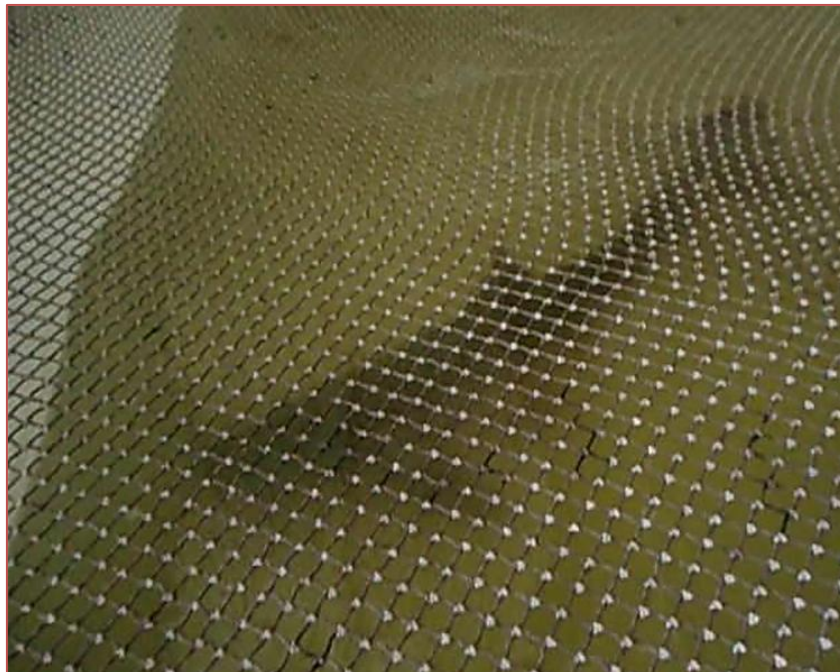


Figure 27. Stockage des géniteurs

4. Reproduction artificielle

4.1. Anesthésie

L'anesthésie est couramment pratiquée pour faciliter les manipulations des poissons y compris celle des géniteurs. Les doses efficaces des produits indiqués varient suivant la taille de l'individu et la température de l'eau, Ce processus aide à manipuler les géniteurs hors de l'eau.

Les géniteurs sont mis dans un bain d'anesthésie, l'anesthésiant utilisé est l'eugénol à une concentration variante entre 0.01 et 0.05 ml/l d'eau. Nous avons utilisé une concentration de 0.05 ml/l d'eau. On a préparé 150 L d'eau contenant 7,5ml d'eugénol.

Les sujets sont prélevés à l'aide d'un salabre, et trempés dans le bain d'anesthésie, les poissons sont complètement immobilisés au bout de 2 à 3 minutes.



Figure 28. Anesthésie des spécimens destinés à la reproduction

Précaution

- Il est préférable d'anesthésier un nombre limité d'individus chaque fois pour éviter les effets indésirables qui sont causés par un long séjour dans l'anesthésie.
- Le volume du bain doit être de 5 à 10 fois le volume des poissons anesthésiés, tout en respectant les doses précédentes et une température de 22-24 °C, à ces conditions l'effet de l'anesthésie n'est efficace qu'après quelques minutes.
- Les poissons doivent être retirés du bain anesthésiant dès qu'il y a une perte d'équilibre et avant que ne s'arrêtent les mouvements respiratoires des opercules.

4.2. Sexage

Le sexage a été réalisé en se basant sur deux critères essentiels :

- Le ballonnement du ventre : les femelles ont un ventre bien ballonné et arrondi par contre les mâles ont un ventre élancé.
- La nageoire pectorale : les rugosités de la partie supérieure des nageoires pectorales désignent les mâles, tandis que les nageoires pectorales lisses appartiennent aux femelles (Woynarovich, 1982).



Figure 29. Sexage des mâles



Figure 30. Sexage des femelles

4.3. Contrôle pondéral

Le pesage des géniteurs est une étape principale et indispensable pour déterminer les doses des injections hormonales correspondantes à chaque géniteur sélectionné (mâle et femelle).

Cette opération a été faite par une balance électronique de marque Zenati (modèle TCS---60Z CAP.(Kg) 60).



Figure 31. Mesure de poids

4.4. Marquage

Pour faciliter l'identification des géniteurs pendant la deuxième injection le marquage a été réalisé à l'aide de fil coloré attaché au niveau de la nageoire dorsale.



Figure 32. Marquage

4.5. Injection hormonale

La technique la plus couramment utilisée en pratique pour l'induction de l'ovulation et de la spermiation chez les carpes et les espèces voisines est l'hypophysation consiste à la stimulation directe des gonades par des extraits hypophysaires broyés de carpes (**Billard et Marcel, 1986**).

4.5.1. Préparation de l'injection

Dans notre préparation on a utilisé l'HCG (Gonadotrophine Chorionique Humaine) sous forme de poudre pour les femelles et l'ovopel pour les mâles, qui a été importé de l'USA.

L'utilisation des hormones déclenche la libération des ovules chez les femelles et la laitance chez les mâles.

On a préparé des seringues contenant une quantité nécessaire d'hormone afin de l'injecter aux géniteurs.

4.5.2. Calcul des doses à injecter

Les doses d'hypophyse injectées ont été calculées en fonction du poids de chaque géniteur. Les mâles ont reçu 3mg/kg de poids vif quant aux femelles l'injection se fait en 2 temps : Au cours de la première injection les géniteurs femelles ont reçu 1/10 de la dose totale à savoir 0.5 mg d'hypophyse/kg de poids vif par contre pendant la deuxième injection elles ont reçu le reste de la dose à savoir 4.5 mg/kg de poids vif qui représente 9/10 de la dose totale qui est de l'ordre de 5 mg/kg de poids vif .

4.5.3. Lieux et doses d'injection

4.5.3.1. Lieux d'injection

Les sujets destinés à l'injection ont été mis dans le bain anesthésiant, puis les poissons doivent être retirés du bain anesthésiant dès qu'il y a perte d'équilibre, séchés à l'aide d'une serviette et maintenus sur la table de manipulation. Le traitement hormonal se fait par injection intramusculaire par vers l'avant du corps, à hauteur du premier rayon de la nageoire dorsale à mi-distance entre cette nageoire et la ligne latérale à 2-3cm de profondeur et incliné de 45°, si non dans la cavité génitale ou dans le pédoncule caudale.

Après avoir terminé, on remet les sujets injectés dans les bacs de stabulation, les sexes sont séparés.

4.5.3.2. Injection

➤ Les femelles

Après anesthésie les femelles sont injectées ; la première injection est de 1/10 de la dose totale, c'est l'injection de stimulation ("priming"). Elle a pour effet de sensibiliser les organes reproducteurs du poisson et de faire évoluer les ovules vers les derniers stades de maturation.



Figure 33. Première injection de femelle

- Le reste de la dose est réalisée dans la deuxième injection pour déclencher l'ovulation. Intervalle entre les deux injections : 240-300°C/h, soit 10- 12 heures à 24°C. La température est mesurée à l'aide de thermomètre électronique, pendant toute la nuit à un intervalle régulier d'une heure de temps.



Figure 34. Thermomètre électronique

Les doses hypophysaires injectées à chaque individu femelle sont indiquées dans le tableau ci-dessous.

Tableau 04. Doses hormonales injectées correspondant à chaque géniteur femelle stocké en bassin.

Espèces	Bassin	Marquage	Poids (kg)	1 ^{ère} injection		2 ^{ème} injection	
				Dose hypophysaire (0.5mg/kg)	Solution (0.2ml/kg)	Dose hypophysaire (4.5mg/kg)	Solution (0.2ml/kg)
Carpe argentée	1	Jaune	8,5	4,25	1,7	38,25	1,7
Carpe argentée	1	Rose	16.5	8,25	3,3	74,25	3,3
Carpe argentée	2	Orange	09	4,5	1,8	40.5	1,8
Carpe argentée	2	Violet	09	4,5	1,8	40,5	1,8
Carpe argentée	3	Bleu et noir	22	11	4,4	99	4,4
Carpe argentée	3	Marron et blanc	7,5	3,75	1,5	33,75	1,5
Carpe argentée	3	Grise	9	4,5	1,8	40,5	1,8

➤ **Les mâles**

Les mâles ont été injectée une seule fois d'une dose de 3mg/kg de l'ovopel dilué dans 2ml/kg, parallèlement avec la deuxième injection des femelles.

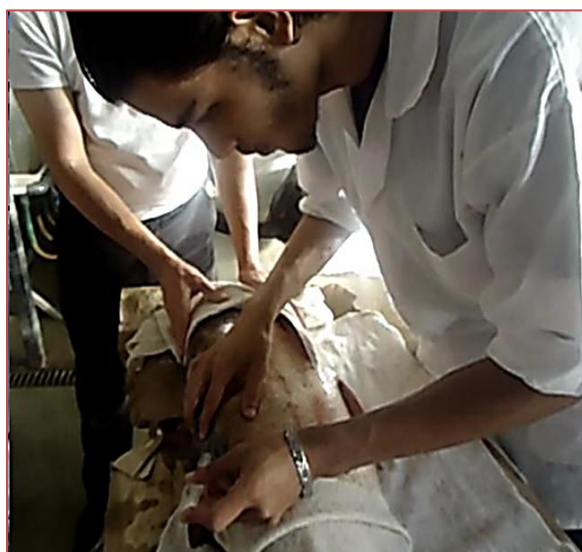


Figure 35. Injection de mâle

Tableau 05. Doses hormonales injectées correspondant à chaque mâle stocké en bassin

Espèces	Bassin	Marquage	poids	Dose d'hypophyse (3mg/kg)	Solution (0.2ml/kg)
Carpe argentée	4	Noir	13,5	40,5	2,7
Carpe argentée	4	Bleu	12,3	36,9	2,4 6
Carpe argentée	4	Rouge	11	33	2,2
Carpe argentée	4	Blanc	9	27	1,8
Carpe argentée	4	Vert	7,5	22,5	1,5
Carpe argentée	4	marron	7	21	1,4
Carpe argentée	4	bleu marine	13,5	40,5	2,7

4.6. Fécondation artificielle

4.6.1. Ovulation

La première injection amène les femelles au stade de pré-ovulation, tandis que la seconde provoque l'ovulation (ponte des œufs).

Le temps exact où se produit l'ovulation, après la seconde injection, peut être calculé en connaissant la température de l'eau dans laquelle le poisson est gardé.

Pour les carpes argentées le moment de l'ovulation et de l'extraction des œufs se déclenchent après 210–220 degrés-heures, il doit être déterminé en prenant ponctuellement chaque heure, la température de l'eau. Quand la somme des températures horaires totalise une valeur de 210–215 degrés C., l'extraction des œufs peut commencer.

Dans notre essai, le calcul de la température de l'eau est commencé après la Seconde injection qu'elle a été pratiqué à 2:00 H du matin.

4.6.2. Stripping

4.6.2.1. Prélèvement des ovules

L'extraction des ovules est faite après 215° heure à 10h 15min, Pour le prélèvement des ovules chaque femelle est à nouveau anesthésiée, séchée et recouverte par serviette maintenue en position inclinée (la tête vers le haut la queue vers le récipient sec), on recueille les ovules par stripping.

Il s'agit de l'expulsion des ovules (œufs non fécondés) par un massage de la région antérieure du tronc jusqu'à l'orifice génitale.

La pression se répète plusieurs fois afin d'extraire le maximum d'ovules, l'opération se fait délicatement car il ne faut pas abîmer le ventre du géniteur.



Figure 36. Prélèvement des ovules

4.6.2.2. Prélèvement de la laitance

Prélèvement du sperme se fait de la même façon que chez les femelles, mais On recueille le sperme du mâle dans la même cuvette que les ovules des femelles.



Figure 37. Extraction de la laitance

4.6.3. Manipulation des géniteurs après l'extraction des œufs

Quand l'extraction des produits sexuels est terminée, les géniteurs doivent être transférés rapidement dans leurs bassins de stockage. En vérifiant qu'ils se maintiennent en position normale, (nageant ou non) et non le ventre en l'air.

- **Pour une bonne fécondation nous devons tenir compte des conditions suivantes :**

- Il faut surtout éviter toute pollution fécale et urinaire lors du prélèvement du sperme et des ovules, en appliquant un bouchon de papier souple ou tissu humide dans le rectum de sujet manipulé

- La fragilité du spermatozoïde de la carpe dont les flagelles se détachent facilement de la tête, il faut éviter le prélèvement et la distribution lors de "l'insémination" à l'aide d'une seringue.

4.6.4. Insémination artificielle

On a utilisé la méthode sèche dite "RUSSE", qui consiste à prélever et mélanger, œufs et laitance strictement à sec avant de rajouter l'eau ; car si les œufs sont plongés directement dans l'eau, ils absorbent ce liquide par le micropyle (pore d'entrée du spermatozoïde) et le mélange se fait à l'aide d'une plume ou à la main pendant 2 à 3 minutes pour s'assurer d'une bonne fécondation.



Figure 38. Mélange des gamètes

Après le mélange on rince avec de l'eau 2 ou 3 fois pour éliminer les œufs non fécondés et l'adhésion des œufs.



Figure 39. Rinçage des gamètes

4.6.5. Incubation des œufs

L'incubation des œufs fécondés est réalisée dans les bouteilles de Zoug.



Figure 40. Incubation des œufs dans les bouteilles de Zoug

4.6.5.1. Conditions d'incubation

Les œufs ont été incubés dans les bouteilles de Zoug munies de diffuseurs d'air généré par une pompe électrique. L'incubation s'est faite en circuit ouvert, l'eau arrivait des bassins de stockage, sa température était de 20 °C. Le débit d'eau était réglé de manière à maintenir les œufs en suspension. On ajoute 50ml de formol chaque quatre heures pour désinfecter l'eau et aussi on contrôle la température chaque heure.



Figure 41. Formol utilisé



Figure 42. Contrôle de température

4.6.6. Transfère des larves

Après trois jours, on a transféré les larves de la bouteille de Zoug vers les bassins de grossissement bien oxygénée et filtrée.



Figure 43. Récupération des larves

Chapitre III

Résultats

et discussion

1. Nombre des géniteurs pêchés

L'engin de pêche utilisé était très efficace pour la capture des géniteurs. En outre il a permis de pêcher quelques géniteurs en bon état de santé mais il y avait d'autres blessés.

Après la pêche on a sélectionnée les poissons en bon état autant que géniteur, les autre on les a remis dans l'eau (petites poissons et les poissons blessée).



Figure 44. Pêche des géniteurs

Tableau 06. Nombre de géniteurs pêchés et sélectionnés pendant 3 jours

Pêche réalisées	Première pêche	Deuxième pêche	Troisième pêche
Nombre de géniteurs pêche	22	35	30
Nombre de géniteurs présélectionnés	10	18	14
Nombre de géniteurs sélectionnés	06	15	08

Le nombre de géniteurs sélectionnés était suffisant pour la réalisation de nos expérimentations.

2. Mortalité des géniteurs

Tableau 07. Mortalité des géniteurs

		Pendant le transport	Pendant le stockage	Après L'extraction des œufs
Mortalité des géniteurs	Nombre	0	16	7
	Pourcentage (%)	0	53,33	50

2.1. Pendant le transport des géniteurs

Durant le transport aucune mortalité n'a été relevée, le transport des géniteurs a été réalisé dans des bonnes conditions pendant une durée très réduite inférieure à 3heures.

D'après **Delince *et al.*, (1987)**, la diminution du taux d'oxygène durant le transport est l'une des principales causes des mortalités durant cette étape, et selon **Barnabé (1989)**, l'oxygénation au cours du transport est capitale (aérateurs sur batteries et comprimés d'oxygène).

2.2. Pendant le stockage des géniteurs

Dans notre essai on a pêché des géniteurs pendant quatre jour successivement, lors d'arriver à l'écloserie on les a remis directement dans les bacs d'adaptation. Une mortalité de 53,33% a été enregistrée.

La mortalité s'explique par les blessures et la fatigue pendant le transport, probablement due à la différence de température entre l'eau du barrage, celle de l'embarcation et des bassins de transport et celle des bassins de stockage mais aussi à l'opération de pêche et du transport qui ont stressé les géniteurs.

D'après (**Delince *et al.*, 1987**), la diminution du taux d'oxygène durant le stockage est l'une des principales causes des mortalités durant cette étape

2.3. Après l'extraction des œufs

Dans notre essai on considère absolument une mortalité de 50% chez les géniteurs après la manipulation, cars la carpe argentée est sensible peut perdre la couche de mucus qui protège la peau, ce qui entraîne une infection bactérienne et l'attaque des champignons à la surface de l'épiderme. la mort étant causée par ulcération traumatique.



Figure 45. Mortalité des géniteurs

3. Réponse à la stimulation hormonale

3.1. Les femelles

Tableau 08. Réponse à la stimulation hormonale chez les femelles

Espèce	Marquage	Poids	Dose HCG 1 ^{er} injection (0.5 mg /kg)	Dose HCG 2 ^{ème} injection (4.5mg /kg)	Stimulation hormonale
Carpe argentée	Jaune	8,5	4,25	38,5	négative
Carpe argentée	Rose	20	10	90	négative
Carpe argentée	Orange	09	4,5	40,5	négative
Carpe argentée	Violet	09	4,5	40,5	négative
Carpe argentée	Bleu et noir	22	11	99	négative
Carpe argentée	Marron et blanc	7,5	3,75	33,75	positive
Carpe argentée	Grise	9	4,5	40,5	positive

La réponse à la stimulation hormonale était trop faible (28.57%), deux femelles ont répondu positivement à l'injection par contre les cinq autres femelles n'ont pas répondu car il y a eu un blocage de l'ovulation par **Billard(1995)** .L'écart peut être expliqué :

- Par des facteurs liés aux géniteurs (état sanitaire), ou liés aux conditions d'élevage (non-respect la durée d'adaptation pour les femelles, la densité très élevée dans le bac a causé le stress des femelles et le blocage de l'ovogenèse.
- Par des effets inconnus de l'hormone sur la physiologie des sujets. Ou probablement par le stress des géniteurs pendant la manipulation et l'apport en oxygène est insuffisant.

3.2. Les mâles

Tableau 09. Réponse a stimulation hormonale chez les mâles

Espèce	Marquage	Poids	Dose d'ovopel (3mg /kg de poids vif)	Stimulation hormonale
Carpe argentée	Noir	13,5	40,5	positive
Carpe argentée	Bleu	12,3	36,9	positive
Carpe argentée	Rouge	11	33	positive
Carpe argentée	Blanc	9	27	positive
Carpe argentée	Vert	7,5	22,5	positive
Carpe argentée	marron	7	21	négative
Carpe argentée	Bleu marine	13,5	40,5	positive

La majorité des mâles ont répondu positivement à la stimulation hormonale (85.7%), pour les géniteurs qui n'ont pas répondu à la stimulation hormonale ceci peut s'expliquer par des facteurs liés aux géniteurs.

Et pour une quantité forte de laitance ,qui peut être expliquer soit par la densité faible dans le bac (pas de stress), soit par la forte résistance des mâles vis-à-vis du changement des conditions du milieu , la période de frai et la maturation sexuelle jouent un rôle très important sur la quantité des spermes libérés .

3.3. Gonflement abdominal

Nous avons constaté un léger gonflement abdominal chez les femelles 7h après la deuxième injection.

3.4. Obtention des gamètes

Pour rappel, on a réalisé l'insémination artificielle sur 14 géniteurs (7 femelles et 7 mâles), Pour les femelles deux sur les sept ont répondu favorablement à la stimulation hormonale. Par contre tous les mâles ont répondu positivement à la stimulation sauf un mâle. Pour les géniteurs qui n'ont pas répondu à la stimulation hormonale ceci peut s'expliquer par des facteurs liés aux géniteurs.

Le taux de la réponse à la stimulation hormonale était 85,7% pour les mâles et 28 ,57% pour les femelles.

3.5. Conditions pendant la maturation des géniteurs

3.5.1. pH

Tableau 10. Mesure de pH chaque heure pendant la maturation des géniteurs

Heure	2 :00	3 :00	4 :00	5 :00	6 :00	7 :00	8 :00	9 :00	10 :00
pH	7.4	7.5	7.4	7.6	7.8	7.8	8	8	8

Le pH a varié entre 7,4 à 8 pendant 9 h de la maturation des géniteurs.

3.5.2. Oxygène

Le taux d’oxygène n’a pas été prélevé. L’opération a été réalisée en utilisant de l’oxygène pure comme source complémentaire.

3.5.3. Température

Tableau 11. Température /heure chez les géniteurs pendant la maturation

Femelles						Mâle	
Bassin n° 01		Bassin n° 02		Bassin n° 03		Bassin n° 04	
Heure de Mesure (h)	Température de l’eau (C°)	Heure de Mesure (h)	Température de l’eau (c°)	Heure de Mesure (h)	Température de l’eau (c°)	Heure de mesure (h)	Température de l’eau (c°)
2 :00	24	2 :00	23 ,3	2 :00	25 ,8	2 :00	25
3 :00	23 ,9	3 :00	23 ,6	3 :00	25,9	3 :00	23
4 :00	23,4	4 :00	23,5	4 :00	26	4 :00	23
5 :00	23,5	5 :00	23,8	5 :00	22 ,4	5 :00	23,1
6 :00	23,4	6 :00	23,7	6 :00	22 ,4	6 :00	23,7
7 :00	23,4	7 :00	23,9	7 :00	22,3	7 :00	24,5
8 :00	23,5	8 :00	24,2	8 :00	22 ,4	8 :00	25,2
9 :00	23,5	9 :00	24,3	9 :00	22,4	9 :00	25,4
10 :00	23 ,5	10 :00	24,3	10 :00	22,3	10 :00	25,5
SOMME TOTALE	9h 212,1	9h 214 ,6	9h 211 ,9	9h 218,4			

Le poisson doit être tranquilisé (anesthésié) pour l'extraction des œufs à 10.00 h d'une somme de température de 210°C. On peut accélérer la maturation des œufs par élévation de la température de l'eau (supérieure à 25°C), donc dans ce cas une surveillance particulière des géniteurs.

La mesure de la température est importante pour montrer Le moment exact de l'extraction des œufs (9h à 24°C ou supérieure à 25°C le temps diminue à 8h).

La Carpe argentée passe très rapidement au stade de sur-maturité et si les œufs sont obtenus dans cet état ils ne sont pas fertilisables ; quand le temps exact de l'extraction des œufs est dépassé de 30 minutes, environ 50% des œufs obtenus ne seront pas fertilisés : un délai de 60 minutes peut entraîner la non-fertilisation de 100% des œufs.

4. Détermination de la quantité d'œufs produite

D'après **Billard (1995)** 1g d'œufs sec représente 1000 œufs, donc pour un poids totale de 1105g d'œuf sec on obtiendra 1105000 On a pu calculer théoriquement le nombre des ovules de chaque femelle d'œuf les résultats sont portés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 12. Détermination de la quantité d'œufs produite

Espèce	Marquage	Poids des géniteurs	Poids des œufs	Nombre des œufs
Carpe argentée	Marron et blanc	7,5kg	975g	975000
Carpe argentée	gris	9kg	130g	130000
			Total : 1105g	Total : 1105000 œufs

Donc les deux femelles injectées et qui ont répondu à stimulation hormonale nous ont permis de collecter environ 1105000 ovules.

Les nombre d'ovules obtenus sur chaque géniteur est inférieur à la norme qui est de 100000ovules/kg de poids vif.

5. Incubation des œufs

5.1. Condition l'incubation

5.1.1. pH

Tableau 13. Mesure de pH chaque 2 heures pendant l'incubation des œufs

Heure	12 :00	14 :00	16 :00	18 :00	20 :00	22 :00	00 :00	02 :00	04 :00	06 :00	08 :00	10 :00
pH	7.6	7.6	7.5	7.4	7.4	7.5	7.7	7.8	8	7.9	8	7.8

Le pH a varié entre 7,4 à 8 pendant 25 h de l'incubation.

5.1.2. Oxygène

Le taux d'oxygène n'a pas été prélevé. L'opération a été réalisée en utilisant de l'oxygène pure comme source complémentaire.

5.1.3. Température

Tableau 14. Température / heure pendant l'incubation

Heure de Mesure (h)	Température de l'eau (C°)	Heure de Mesure (h)	Température de l'eau (c°)	Heure de Mesure (h)	Température de l'eau (c°)
12 :00	23,5	21 :00	23 ,6	06 :00	22
13 :00	23 ,8	22 :00	23 ,3	07 :00	21,9
14 :00	24,1	23 :00	23,1	08 :00	22,5
15 :00	24,8	00 :00	22,7	09 :00	22 ,4
16 :00	24,8	01 :00	22,7	10 :00	23 ,9
17 :00	24,8	02 :00	22,1	11 :00	24,2
18 :00	24,8	03 :00	22,7	12 :00	24 ,2
19 :00	24,8	04 :00	22,2		
20 :00	24 ,6	05 :00	22,2		
SOMME TOTALE				25 h	632 ,8

La température de l'eau variait entre 21.9 et 24.8 °C ambiante pendant la nuit, l'optimum décrit par (Maouche et Seridji, 1967) qui est de 20°C.

Nous avons remarqué que la température dans les normes mais il y a une grande variation influencé négativement sur les œufs.

5.2. Développement embryonnaire

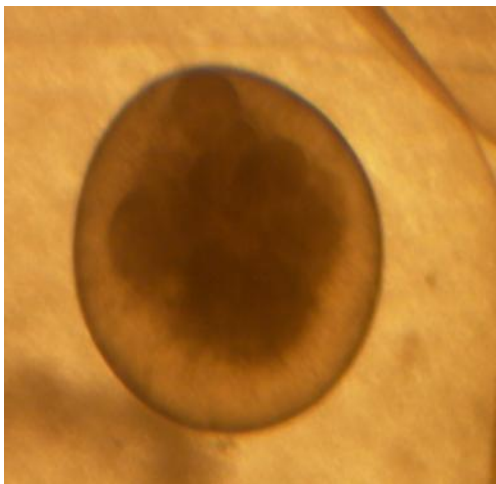
L'incubation a duré 25 heures accumulant une somme de température de $632,8^{\circ}$ par heure. Selon **Billard (1995)** le développement des œufs est très rapide, il dure 25 heures à température de $22,5^{\circ}\text{C}$.

5.2.1. Gonflement des œufs

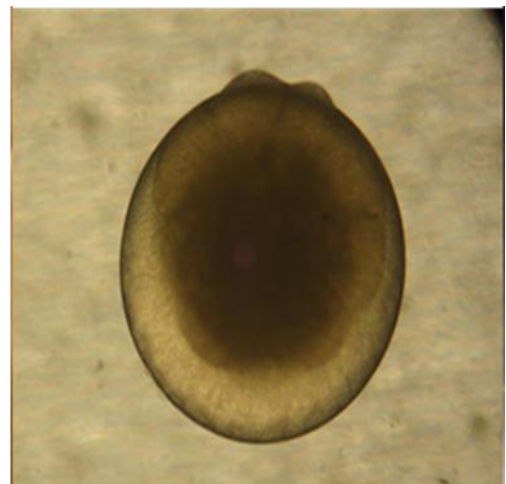
Nous avons constaté un gonflement des œufs, commencé immédiatement à ce gonflé après leur emplacement dans l'eau. Ce gonflement très rapide et se termine après 30 à 50 minutes.

5.2.2. Les stades de développement embryonnaire

La planche suivantes montrer un résultat de développement embryonnaire des œufs de la carpe argentée durant 25 heures.



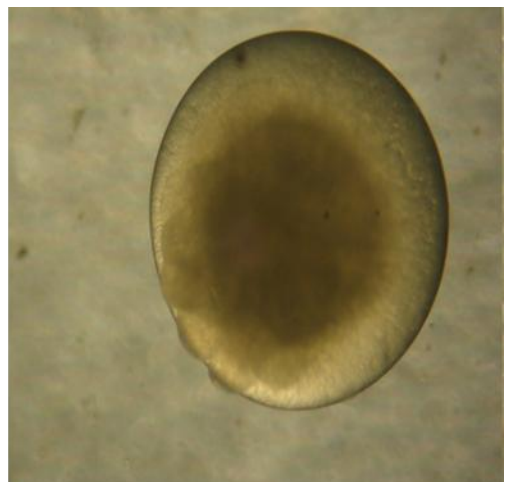
1. Œuf fécondée (zygote)
après 50mn d'insémination à 12h50min



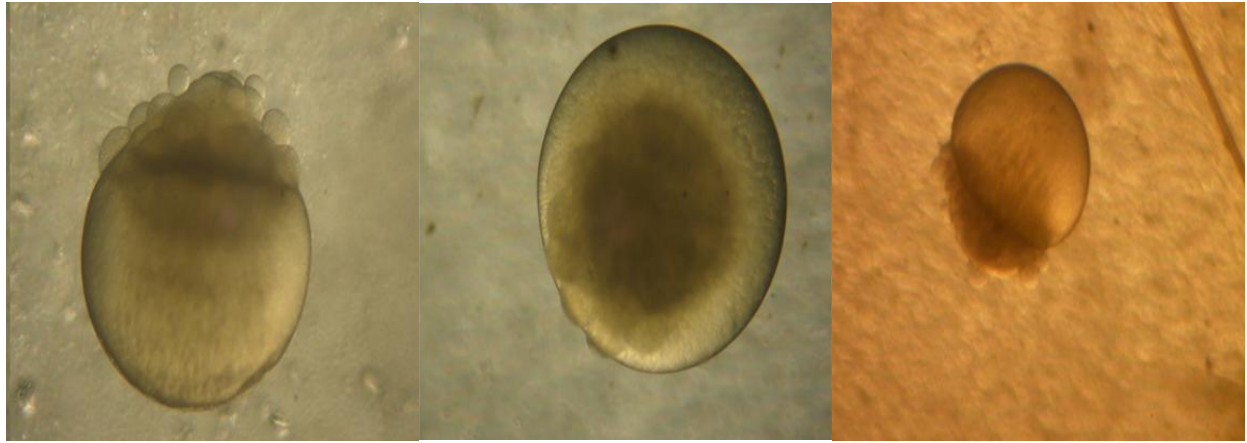
2. Première division de segmentation
on a obtenu deux cellules après 55mn.



3. Blastomères 4 cellules
après 1h10min



4. Stade 8 cellules
après 1h à 40h



5. Obtenu 16 cellules

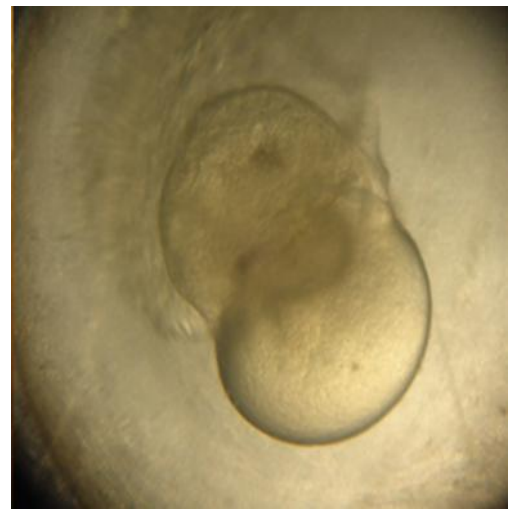
6. Obtenu 32 cellules

7. Obtenu 64 cellules

Les trois figures 5, 6, 7 représentent stade morula après 4h à 16h

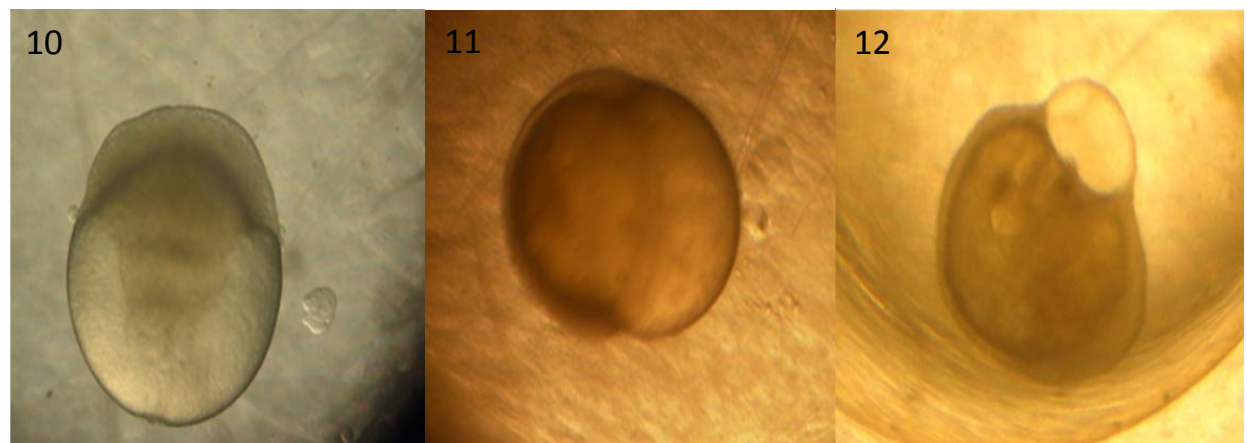


8. Blastula initiale



9. Blastula finale

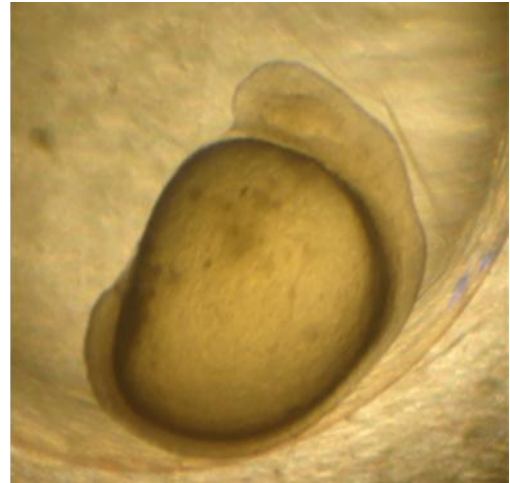
Les deux figures 8, 9 représentent stade blastula après 5h30 donc à 17h30min



Les figure 10) 11) et 12) représentent stade gastrula après 14h à 2h00 du matin



13. Début de fermeture de blastopore
Stade organogènes après 16h à 3h00.



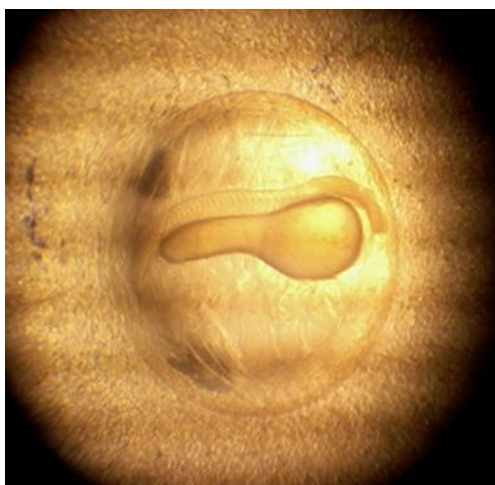
14. Distinction de la larve avant
le fermeture



15. Blastopore fermé.



16. Stade morphogénèse de l'embryon
et développement de la larve après 20h



17. Larve bien visible après 22h
(début de développement de
bourgeon caudal et céphalique)



18. Larve en mouvement a l'intérieur
de l'œuf (développements des
bourgeons caudal et céphalique)



19. Larve en mouvement à l'intérieur de l'œuf (œufs prêt à éclore) après 24h d'incubation.



20. Début de l'éclosion (œufs en éclosion) larve après 25h.

Figure 46. Développement embryonnaire des œufs de la carpe argentée

6. Taux d'éclosion

Pour estimer le taux d'éclosion nous avons utilisé une méthode volumétrique consistant à :

Compter le nombre des alevins (N_0) dans un volume échantillonné (V_0) bien connu, puis on détermine le nombre des alevins vivants (N_t) dans le volume de bac (V_t) par la règle suivante :

$$V_0 \longrightarrow N_0$$

$$V_t \longrightarrow N_t ?$$

Donc Le taux d'éclosion des œufs doit être calculé par la règle suivante :

$$Té = \frac{\text{Nombre des alevins vivants } (N_t)}{\text{Nombre des œufs mis en incubation}} \times 100$$



Figure 47. Comptage des œufs

Application numérique :

$$\begin{array}{l}
 V_0 = 10\text{ml} \longrightarrow N_0 = 40 \text{ Alvins} \\
 \\
 V_t = 200000\text{ml} \longrightarrow N_t ?
 \end{array}
 \left. \vphantom{\begin{array}{l} V_0 \\ V_t \end{array}} \right\} N_t = 800000 \text{ Alvins}$$

Donc : $T_e = 800000 / 110500 \times 100 = 72.39\%$

Le taux d'éclosion est élevée de 72.39%, bon résultat les pertes peut être expliqué par :

- 1- Les œufs éclatés à cause de l'augmentation de débit d'eau.
- 2- Blocage du développement embryonnaire en raison d'une variation de la température 21,9°C à 24,8°C ambiante durant la nuit pendant la phase d'incubation ainsi que la qualité de l'eau (l'eau non traitée)
- 3- Durant la phase d'incubation les œufs ont été attaqués par les cyclopes qui sont introduits dans le milieu par l'eau de pompage non filtrée.

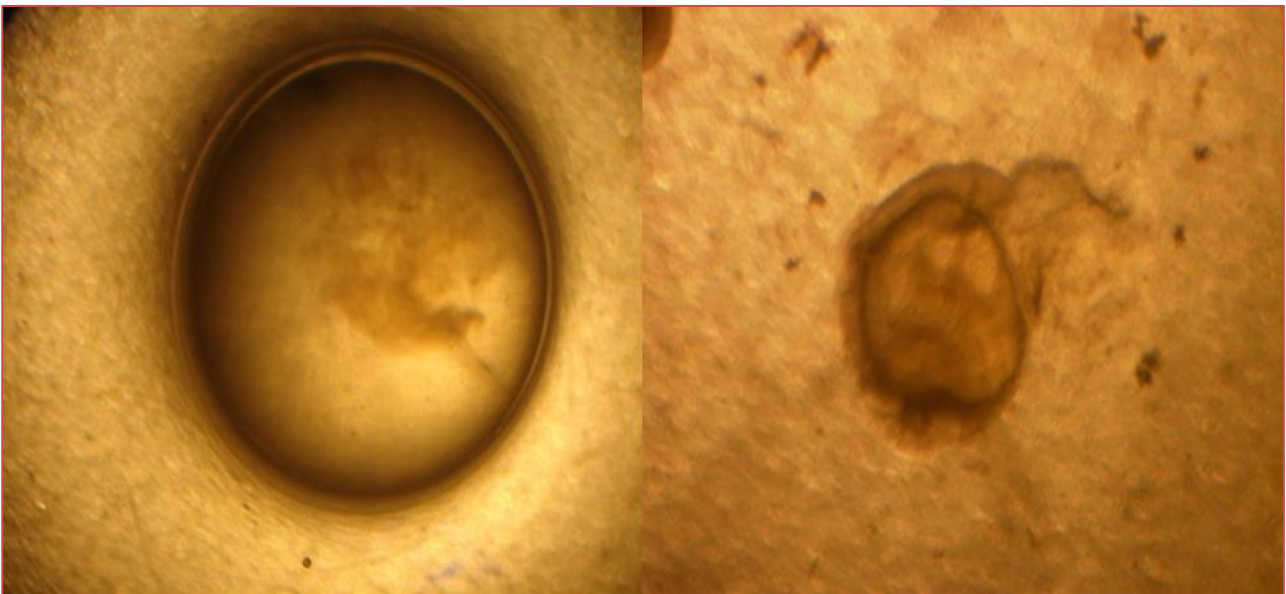


Figure 48. Œufs bloqué

Figure 49. Œufs attaque par les cyclopes

7. Nutrition des larves

Pendant 2 ou 3 jours, l'alevin se nourrit du sac vitellin toujours attaché à l'intestin jusqu'à sa résorption, par ce que les alevins sont incapables d'avalier des aliments secs, après le troisième jour leur nourriture est strictement vivante : il s'agit de phytoplancton et zooplancton.

8. Transfère des larves

Dès que les alevins acceptent la nourriture extérieure (phytoplancton et zooplancton) on peut les placer dans les bassins de grossissement avec des dimensions de 1m×1.3m (diamètre × hauteur). Ces bassins sont équipés d'un diffuseur d'oxygène, d'un robinet d'eau et filtre. L'expérimentation a été réalisée en circuit ouvert.



Figure 50. Bassins de grossissement

Conclusion

La carpe argentée est une espèce fragile. Elle ne se reproduit pas naturellement en dehors de son milieu d'origine. Pour son développement, la maîtrise des techniques de reproduction artificielle est indispensable.

Dans le cadre de notre mémoire de fin d'étude, dans le but de réaliser la reproduction artificielle, on a pu suivre un stage au l'écloserie Zaïri sis dans la wilaya de Sétif.

L'essai réalisé nous a permis de maîtriser les techniques de pêche, le transport, l'adaptation, la sélection des géniteurs, le sexage, le marquage, le contrôle pondéral, la préparation des hormones, les injections, l'extraction des gamètes, la fécondation artificielle, et l'incubation des œufs.

Un taux d'éclosion des œufs de 72,39% a été obtenu, ce résultat est considéré satisfaisant comparativement aux résultats obtenus vu les conditions de son obtention.

L'écloserie de Zaïri est incomplète il manque le module de thermorégulation et le module de biofiltration, elle était occupé d'un système de filtration rudimentaire qui laisse passé les zooplanctons (cyclopes qui provoque la mortalité des œufs).

Ce travail à un grand intérêt économique mérite d'être repris avec des équipements adaptés et dans de meilleures conditions.

Bibliographie

- ANONYME. (2005).** La population piscicole, les espèces et leurs caractéristiques guides de bonnes pratiques de gestion piscicole d'étangs. smidap. p.78.
- ARRIGNON, J-P. (1991).** Aménagement piscicole des eaux douces. Lavoisier Tec et Doc. 639 p.
- ARRIGNON, J-P. (1998).** Aménagement piscicole des eaux douces. Paris: Lavoisier Tec & Doc. 589 p.
- BARBIER, B. et al., (2001).** Carpe argentée. L'atlas des poissons d'eau douce de France. Paris: Patrimoines Naturels. pp. 178-179.
- BARNABE, G. (1991).** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. Paris: Tec & Doc Lavoisier. 500 p.
- BILLARD, R. (1995).** Les carpes : biologie et élevage. Paris: Inra. pp.1995- 387.
- BRUSLE, J-C. et al., (2001).** Biologie des poissons d'eau douce européens. Paris: Tec & Doc. 625 p.
- BRUSLE, J-C. et al., (2004).** Les poissons et leurs environnement: écophysiologie et comportement adaptif. Paris: lavoisier. pp.61-63.
- CHEBEL, M. et al., (2009).** Expérimentation sur la reproduction artificielle du poisson-chat africain *clarias gariepinus*. Mémoire d'ingénieur. Algérie: Enssmal. p.60.
- COLLART, A. et al., (1982).** Technologies de reproduction des carpes chinoises principales. fao. mag. p.10.
- FROESE R. et PAULY D. (2014).** FishBase. World Wide Web electronic publication. fishbase.org.
- FABRICE, T. et al., (2010).** Etude sur l'élevage des carpes dites chinoises en France et évaluation de leur possible reproduction naturelle dans les cours d'eau Français: Vandoeuvre-lès-Nancy. p.92.
- FAO. (1982).** Projet de développement des pêches continentales et de l'aquaculture. Département des pêches Antananarivo: s.n. p.40.
- FAO. (1996).** Review of the state of world aquaculture, circular. FAO fisheries and aquaculture department.

- FAO. (2006).** Vue générale du secteur aquacole national. Algérie: Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO. p.10.
- FAO. (2014).** Cultured aquatic species fact sheets (Hypophthalmichthys molitrix). FAO fisheries and aquaculture department. pp.10-45.
- HERVE, H. (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*. Nancy Université poincaré: s.n.162 p.
- KARA, H. (2012).** Freshwater fish diversity in Algeria with emphasis on alien species. European: wildliferesearch. pp.243-253.
- LEGENDRE, J. (1988).** Physiologie de la reproduction. In : Biologie et écologie des poissons d'eau douce africains. Paris: Orstom. pp.153-187.
- MEDDOUR, A. et al., (2005).** Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Sander lucioperca*, *hypophthalmichthys molitrix* et *aristichthys nobilis*. Algérie: Sciences & technologie. p.9.
- MORETTI, R. et al., (1999).** Memantine: reality and potentiality. Italy: Department of Medicine and Neurology, University of Trieste. p.85.
- MPRH, (2006).** Ministère de la Pêche et des Ressource Halieutique. Rapport sur la pêche continentale. p.44.
- QINGWEN, M. et al., (1995).** Fish Taxonomy. China: Beijing. pp.11-58.
- SCHLUMBERGER, O. (2002).** Mémento de pisciculture d'étang. Cemagref. 238 p.
- WIJKSTROM, U. et al., (2000).** Recent trends and possible conséquences for world fisheries and aquaculture. Italy: FAO.
- WOYNAROVICH, E. et al., (1984).** La reproduction artificielle des poissons d'eau chaude. Un manuel de vulgarisation de la FAO. Tech. Pêches. pp.183-20.
- YUJUN, T. et al., (1981).** Integrated fish farming fresh water Fisheries Research Center. China: wuxi.407 p.