

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة 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 des carpes chinoises
(*Hypophthalmichthys molitrix* (Valencienne, 1844) et
Aristichthys nobilis (Richardson, 1845).

Présenté par

- Mr IMARAZENE Boudjema.
- Mr ISSAD Idir.

Soutenu le 14/07/2012 devant la commission de jury

Mme AISSOU C.	Maître assistante A (ENSSMAL)	Présidente
Mme AMROUCHE L.	Maître assistante A (ENSSMAL)	Examinatrice
Mr ZOUAKH D.E.	Maître de conférences A (ENSSMAL)	Examinateur
Mr BELHASNAT K.	Maître de conférences B (ENSSMAL)	Promoteur

Promotion 2011/2012

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail

à ma chère mère

à mon cher père

pour tous les sacrifices qu'ils ont fait pour moi

à mon cher frère

à mes chères sœurs

ainsi qu'à toute ma famille

*à ma chère aimable DJOUDJOU qui a été toujours présente pour moi
pendant toutes ces années*

et en fin à tous mes amis qui me sont très chers

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail

à ma chère mère

à mon cher père

à ma chère tante

pour tous les sacrifices qu'ils ont fait pour moi

à mes chers frères

à mes chères sœurs

ainsi qu'à toute ma famille

et en fin à tous mes amis qui me sont très chers

BOUDJEMA

Remerciement :

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

Nous tenons à remercier chaleureusement tous ceux qui ont participé à l'élaboration de ce modeste travail, en commençant par :

- Notre cher promoteur Mr BELHASNAT qui nous a suivi toute au long de notre travail et nous a guidés dans toutes les démarches.
- Nous remercions également toute l'équipe du barrage de Sidi M'Hamed Ben Tayba
- Sans oublier les deux étudiants de 3^{ème} année DEUA Ait OUARAB Hocine et BELHOCINE Massinissa l'étudiant de 5^{ème} année aquaculture BADI Khaled et qui nous ont beaucoup aidés durant notre stage.

Nous tenons à remercier également Mr ZOUAKH D.E, Mme AISSOU et Mlle AMROUCHE d'avoir accepté d'examiner notre travail

Liste des tableaux

Tableau.01 : Principales espèces de carpes faisant l'objet d'élevage ; noms vernaculaires (Fr) et scientifiques.	05
Tableau.02 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque femelle stockée en bassin.	31
Tableau.03 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque mâle stocké en bassin.	32
Tableau.04 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque femelle stockée en bacs, aquarium et cage flottante.	33
Tableau.05 :Doses hormonales injectées correspondant à chaque mâle stocké en bac, aquarium et cage flottante.	34
Tableau.06 : Nombre de géniteurs pêchés et sélectionnés.	38
Tableau.07 : Femelles stockées en bassins.	41
Tableau.08 : Mâles stockés en bassins.	42
Tableau.09 : Femelles stockées en bacs, aquarium et cage flottante.	43
Tableau.10 : Mâles stockés en bac, aquarium et cage flottante.	44
Tableau.11 : Nombre d'ovule par géniteur.	45

Liste des figures

Figure. 01: Morphologie de la carpe argentée (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>) (Auteurs, 2012).	06
Figure. 02 : Anatomie de la carpe argentée (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>) (Auteurs, 2012).	07
Figure. 03 : Aire de répartition d'origine de la carpe argentée (Aitkin <i>et al.</i> , 2008 in Fabrice et Yannick, 2010).	08
Figure. 04: Carte de répartition de la carpe argentée dans le monde (Kolar <i>et al.</i> , 2005 in Fabrice et Yannick, 2010).	09
Figure. 05 : Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (Barnabé, 1991).	13
Figure. 06 : Spermatogenèse	16
Figure. 07 : Ovogenèse.	16
Figure. 08: Situation géographique du barrage Sidi M'hamed Ben Tayba.	21
Fig. 09 : Plan de masse du barrage.	21
Figure. 10: Bassin en dur pour le stockage des géniteurs (Auteurs, 2012).	22
Figure. 11 : Bac et aquarium vivier pour le stockage des géniteurs (Auteurs, 2012).	22
Figure. 12 : Cage flottante pour le stockage des géniteurs (Auteurs, 2012).	23
Figure. 13 : Bouteilles de Zoug pour l'incubation des œufs. (Auteurs, 2012).	23
Figure. 14 : Encerclement du banc de poisson (Auteurs, 2012).	24
Figure. 15 : Fermeture du filet (Auteurs, 2012).	25
Figures. 16 et 17 : Présélection des géniteurs (Auteurs, 2012).	25
Figures. 18 et 19 : Transport des géniteurs (Auteurs, 2012).	26
Figures. 20 et 21 : Stockage des géniteurs (Auteurs, 2012).	26
Figures. 22 et 23 : Sexage (Auteurs, 2012).	27
Figure. 24 : Prélèvement des ovocytes (Auteurs, 2012).	28
Figure. 25 : Mesure de la taille (Auteurs, 2012).	28
Fig. 26 : Mesure du poids (Auteurs, 2012).	28
Figure. 27: Marquage (Auteurs, 2012).	29
Figure. 28 : Injection hormonale (Auteurs, 2012).	30
Figure. 29 : Extraction des ovules (Auteurs, 2012).	35
Figure. 30 : Extraction du sperme (Auteurs, 2012).	35
Figure. 31 : Incubation des œufs dans les bouteilles de Zoug (Auteurs, 2012).	36
Figure. 32: Pêche des géniteurs (Auteurs, 2012).	38
Figure. 33: Mortalités (Auteurs, 2012).	39
Figure. 34 : Migration de la vésicule germinative (Auteurs, 2012).	40
Figure. 35 : Volume total des œufs (Auteurs, 2012).	45
Figure. 36 : Comptage des œufs (Auteurs, 2012).	45
Figure. 37 : Œufs fécondés vus sous la loupe (Auteurs, 2012).	46

Sommaire

Introduction

I. Généralités

1. Différentes espèces de carpes et systématique de la carpe argentée :	5
1.1. Différentes espèces de carpes :	5
1.2. Position systématique:	6
2. Etude morphologique et anatomique :	6
2.1. Morphologie :	6
2.2. Anatomie :	7
3. Ecologie :	8
3.1. Répartition géographique :	8
3.2. Régime alimentaire :	9
3.3. Limites écologiques :	11
3.3.1. La température :	11
3.3.2. Oxygène (O ₂) :	12
3.3.3. Substances azotés :	12
3.3.4. Le pH :	12
3.3.5. Les matières en suspension :	13
4. Reproduction :	13
4.1. Déterminisme de la reproduction :	14
4.2. Cycle sexuel de la carpe :	15
4.2.1. L'ovogenèse :	15
4.2.2. La spermatogénèse :	16
4.3. Facteurs influençant la reproduction :	17
4.3.1. L'alimentation :	17
4.3.2. La température :	18
4.3.3. La photopériode :	18
4.4. Hormones de reproduction :	18
4.4.1. Gonadolibérine GnRH et dopamine :	18
4.4.2. Gonadotrophines GTH :	18
4.4.3. Stéroïdes sexuels :	19
4.4.4. Les prostaglandines :	19
4.5. Induction hormonale de la ponte :	19

II. Matériels et méthodes.

1. Présentation de la structure d'accueil :.....	21
2. Equipements utilisés :.....	22
2.1. Bassins en dur :.....	22
2.2. Bacs et aquarium :	22
2.3. Cage flottante :.....	23
2.3. Ecloserie :	23
3. Espèces de géniteurs utilisés :.....	23
4. Hormones utilisées :	24
5. Méthodes:	24
5.1. Pêche des géniteurs :.....	24
5.2. Présélection des géniteurs :.....	24
5.3. Transport des géniteurs :.....	25
5.4. Stockage et adaptation :.....	26
5.5. Sexage :.....	26
5.6. Sélection :	27
5.6.1. Observation des ovocytes sous la loupe :.....	27
5.7. Contrôle pondéral :	28
5.8. Marquage :	29
5.9. Injection hormonale :.....	29
5.9.1. Pesé de l'hypophyse :.....	29
5.9.2. Préparation de l'injection :.....	29
5.9.3. Calcul des doses à injecter :.....	29
5.9.4. Injection :	30
5.9.5. Calcul du temps de latence :	32
5.10. Fécondation artificielle:	34
5.10.1. Stripping :.....	34
5.10.2 : Préparation de la solution fécondante :.....	35
5.11. Incubation :	35
5.11.1. Conditions d'incubation :.....	35

III. Résultats et discussion.

1. Pêche des géniteurs:	38
2. Transport des géniteurs :	39
2.1. Mortalité :	39
3. Stockage et conditionnement des géniteurs :	39
4. Maturation des gonades :.....	40
5. Réponse à la stimulation hormonale :	41
5.1. Premier essai :.....	41
5.2. Deuxième essai	43
5.3. Gonflement de l'abdomen :	44
5.4. Obtention des gamètes :.....	44
5.5. Détermination de la quantité d'œufs produite :	45
6. Incubation :.....	46

IV. Conclusion.

Références bibliographiques.

Annexes.

Introduction

Le rôle important de l'aquaculture dans l'offre de produits alimentaires et la croissance économique a été pleinement reconnu (FAO, 2000; 2002; 2004; 2006). Alors que l'aquaculture fournissait seulement 3,5 pour cent des disponibilités alimentaires mondiales en produits aquatiques au début des années 50, la proportion était passée à 10 pour cent au début des années 80, à 35 pour cent au début des années 2000 (FAO, 2004) et à environ 42 pour cent en 2006 (FAO, 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) **(FAO, 2011)**.

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 élevés mais les productions significatives portent sur quelques espèces seulement. L'élevage des cyprinidés est ancien en particulier en Chine. La reproduction contrôlée des carpes dites chinoises (carpe argentée, carpe herbivore, carpe à 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 en lacs et étaient mis en grossissement en étang. La large répartition géographique des espèces de cyprinidés et leur 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)**.

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

-Entre 1985 et 1986, une quinzaine de retenues sont empoissonnées avec des carpes importées de Hongrie.

-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 idellus*, *Hypophthalmichthys molitrix* et *Aristichthys nobilis*).

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

-Vue les résultats de croissance très satisfaisants obtenus, 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)**.

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 parties : la première traite la systématique, morphologie, biologie et la reproduction de la carpe argentée ; la seconde résume les méthodes et le matériel utilisés ; la troisième partie synthétise et interprète les résultats ; et enfin la quatrième et dernière partie illustre les conclusions tirées.

Chapitre I

Généralités

1. Différentes espèces de carpes et systématique de la carpe argentée :

1.1. 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 de 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).

1.2. Position systématique:

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

Règne	<i>Animal</i> (Linnaeus, 1758).
Embranchement	<i>Chordés</i> (Bateson, 1885).
Sous-embranchement	<i>Vertébrés</i> (Cuvier, 1812).
Classe	<i>Actinopterygien</i> (Huxley, 1880).
Ordre	<i>Cypriniformes</i>
Famille	<i>Cyprinidés</i>
Genre	<i>Hypophthalmichthys</i> (Bleeker, 1860).
Espèce	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (Valencienne, 1844).

2. Etude morphologique et anatomique :

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 3^{ème} 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 (**Barbier, 2001 ; Brusle et Quignard, 2001**).

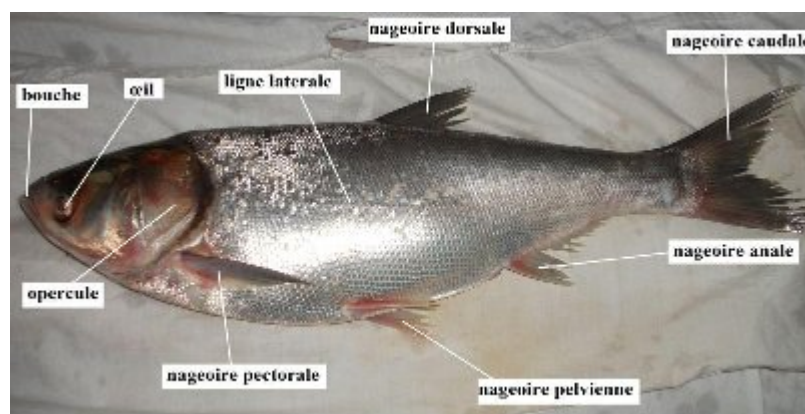


Figure. 01: Morphologie de la carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*).

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 et Quignard, 2001**).

2.2. Anatomie :

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

La figure ci-dessous montre ses organes internes.

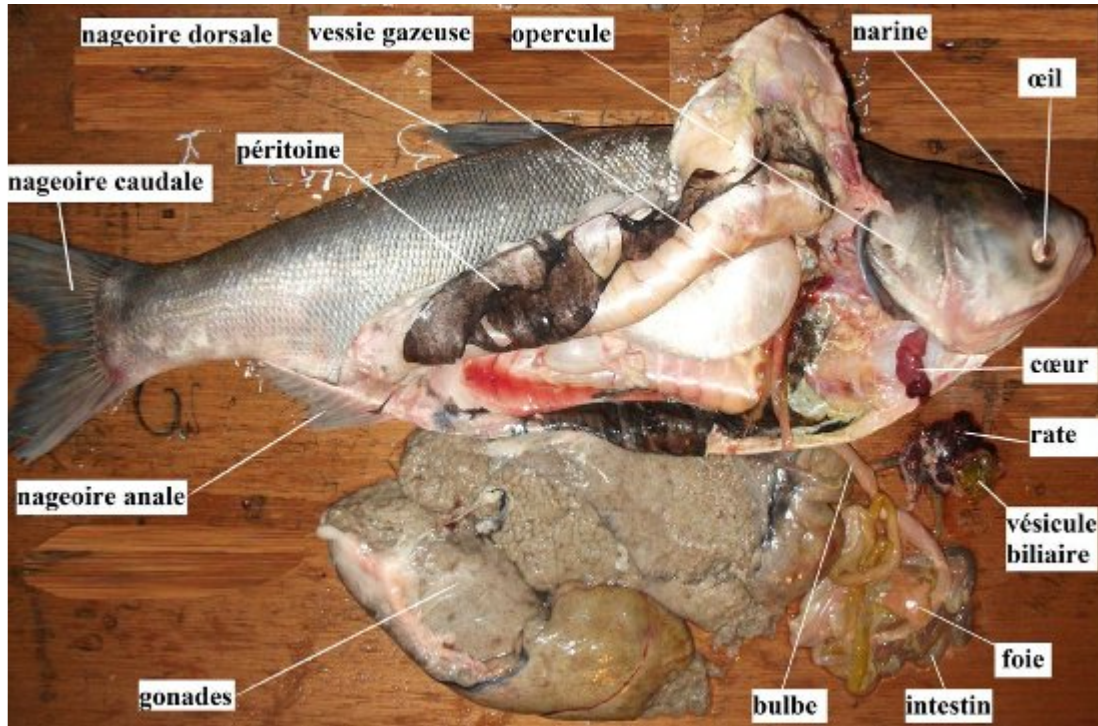


Figure. 02 : Anatomie de la carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*) .

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 $> 20 \mu\text{m}$ (Domaizon et Devaux, 1999 in Bruslé et Quignard, 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 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 (Kolar *et al.*, 2005 *in* Fabrice et Yannick, 2010).



Figure. 03 : Aire de répartition d'origine de la carpe argentée (Aitkin *et al.*, 2008 *in* Fabrice et Yannick, 2010).




 Aire de répartition de la carpe argentée.

Figure. 04: Carte de répartition de la carpe argentée dans le monde
(Kolar *et al.*, 2005 in Fabrice et Yannick, 2010).

3.2. Régime alimentaire :

La carpe argentée est planctophage, les branchiospines constituent le principal moyen de filtration, elle se nourrit de diatomées, de dinoflagellés, de chrysophycées, de xanthophycées, de certaines algues vertes et de cyanobactéries (ex : algues bleus tel qu'*oscillatiria*, *aphanizomenon*, *anabaena*, *microcystis*...), en plus de, détritux, de conglomérations des bactéries, de rotifères et de petits crustacés (FAO, 2005).

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 0.02mm. 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 et Quignard, 2001).

Il est un filtreur par pompage (18 à 30 litres d'eau par heure), Le volume d'aspiration de l'eau par succion et l'efficacité du système de filtration du plancton, qui constituent des paramètres essentiels de l'alimentation des poissons planctonophage, ont été calculés (Dong *et al.*, 1992 in Brusle et Quignard, 2001).

Son tube digestif contient des enzymes (trypsine et amylase) actives à un optimum de pH de 8,3. Divers éléments de détritus (les débris de plantes et matière organique amorphe associés à des microorganismes auto et hétérotrophes) constituent des ressources importantes, bien que son tractus digestif soit privé de l'enzyme cellulase.

Il se nourrit durant la journée et son temps de transit intestinal est de 8 à 10 h (**Domaizon et Devaux, 1999 in Brusle et Quignard, 2001**).

3.3. Limites écologiques :

3.3.1. La 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 duquel elle est amenée à disparaître ; Elle a son préférendum thermique qui correspond à la zone de température où l'espèce se tient le plus facilement (**Arrignon, 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 et Quignard, 2001**).

La carpe argentée a un niveau de croissance optimale à 25°C (**Eer et al., 2004**).

3.3.2. L'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 ; Brusle et Quignard, 2001**).

3.3.3. Les substances azotés :

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 s'en remettent 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 (NH_3) et l'ammonium (NH_4^+) 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, 1991**).

3.3.4. Le pH :

Le pH est un symbole, qui exprime, par le chiffre dont il est accompagné, l'acidité ou l'alcalinité d'une 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'une eau (**Arrignon, 1991**).

Le pH dépend de l'alcalinité et de la dureté de l'eau. L'alcalinité d'une 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. Les 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 : épaissement 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, 1991**).

4. Reproduction :

La carpe argentée pond en fin de printemps et en été, quand la température de l'eau est relativement élevée. A partir d'Avril à Août, à cause des tempêtes de pluies et de l'engorgement des cours d'eau et rivières, les géniteurs se rassemblent dans des aires de pontes où les conditions sont favorables, et le courant est rapide, compliqué et irrégulier. La température de ponte est généralement entre (6-28 °C), avec un optimum entre 22 et 28 °C. Les œufs de la carpe argentée sont comme ceux des autres carpes chinoises, non adhésifs. Après la ponte, les œufs commencent à absorber de l'eau à travers la membrane et se gonflent jusqu'à ce que leur gravité spécifique soit légèrement plus élevée que l'eau, pour qu'ils puissent rester au fond (dans le cas des eaux stagnantes) ou flotter à mi-chemin dans la couche d'eau intermédiaire (eaux en circulation) jusqu'à l'éclosion (**FAO, 2005**).

La carpe argentée ne se reproduit naturellement que dans les conditions thermiques et hydrologiques de son aire de distribution naturelle (cours moyen des fleuves chinois).

La ponte se situe à une température d'environ 25°C au fond de rivières à fort courant.

Les œufs sont semi-pélagiques et dérivent vers l'aval.

L'éclosion se produit après une incubation qui dure entre 14 et 17 h à 28-30°C (**Brusle et Quignard, 2001**).

Dans son pays d'origine l'âge de maturité est compris entre 3 à 5 ans (**Anonyme, 2005**).

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**).

4.1. 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 (**Bruslé et Quignard, 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 sécrètent 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 sécrètent alors des hormones, indépendamment ou de concert, avec la GTH pour contrôler directement leur propre maturation (Kara, 1993 in Chebel et Khouas, 2009).

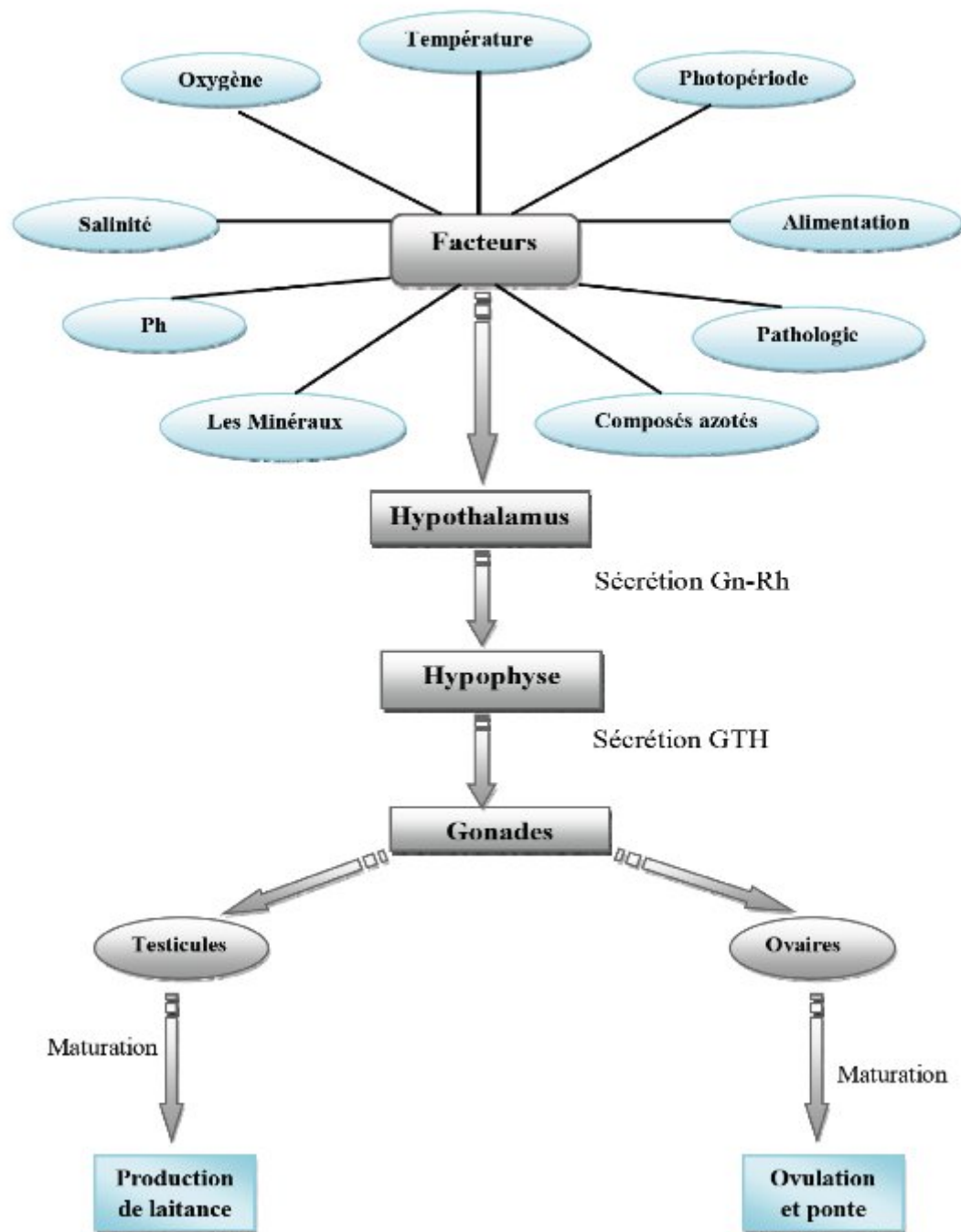


Figure. 5 : Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (Schlumberger, 2002).

4.2. 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.

4.2.1. L'ovogenèse :

C'est la transformation d'une cellule sexuelle primordiale l'ovogonie en un gamète femelle, l'ovule. (Barnabé, 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 vitellogenèse avec production et accumulation de vitellus. (Le « jaune » de l'œuf de poule). L'ovocyte s'accroît de 200 à 350 μm , les premiers globules lipoides apparaissent dans le cytoplasme.

Stade 5 : c'est la seconde phase de la vitellogenèse, le cytoplasme est maintenant rempli de globules lipoides 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 vitellogenèse, 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 vitellogenèse 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 Horvath, 1981**).

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.

4.2.2. La 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 (**Barnabé, 1995**).

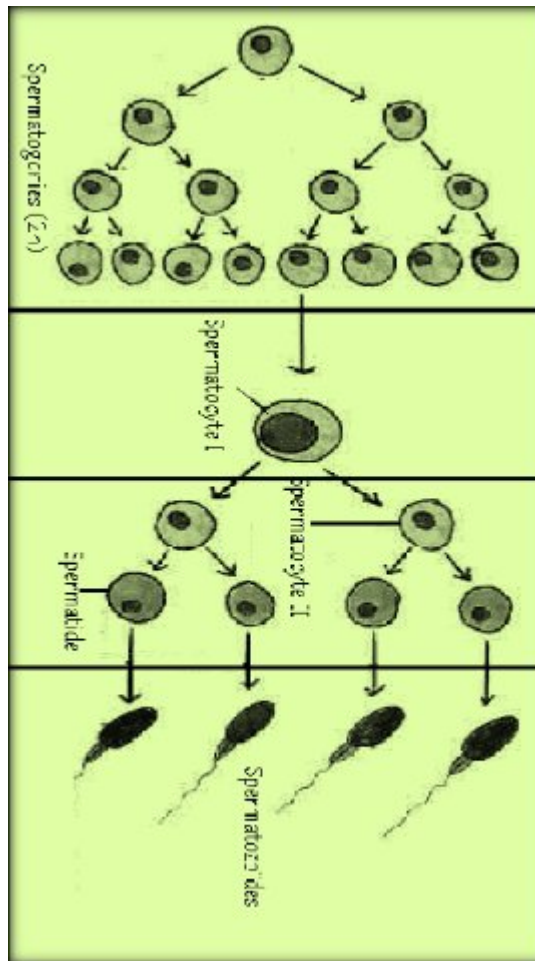


Figure. 6 : La spermatogénèse

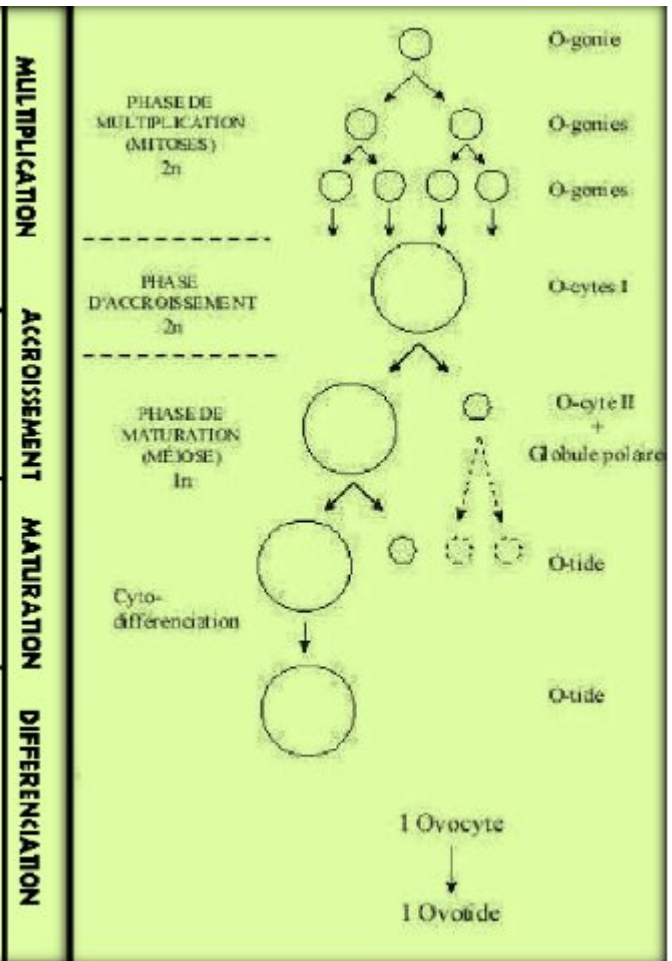


Figure. 7 : L'ovogénèse

(Barnabé, 1995)

4.3. 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 et Jalabert in Iévéque et al., 1988**).

4.3.1. L'alimentation :

Les besoins métaboliques sont couverts par l'alimentation qui est le premier facteur de régulation de la gamétogénèse. 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 (**Barnabé, 1991**).

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

4.3.2. La température :

A partir d'un certain seuil la température peut induire ou bloquer la maturation sexuelle (**Bruslé et Quignard, 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 (**Barnabé, 1991**).

4.3.3. La 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 (**Barnabé, 1991**).

4.4. 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 libérantes. 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 (**Barnabé, 1991**).

Les principales hormones intervenant dans la reproduction sont (**Bruslé et Quignard, 2004**) :

4.4.1. Gonadolibérine GnRH et dopamine :

D'origine hypothalamique, Gonadotropin Hormones (GnRH) ou Gonadolibérines, ce sont des neurohormones qui stimulent la sécrétion des gonadotrophines (GTH). L'hypothalamus sécrète 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.

4.4.2. 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.

4.4.3. 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 β -œstradiol et les progestogènes (17,20 β -P et 17,20 β , 21-P).

4.4.4. Les 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 phéromonal.

4.5. 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 (Kara, 1993 in Chebel et Khouas, 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 (**Kara, 1993 in Chebel et Khouas, 2009 ; Billard *et al.*, 1983**).

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 gravide (PMS : Pregnantmare's Serum Gonadotropin) (**Kara, 1993 in Chebel et Khouas, 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 (**Kara, 1993 in Chebel et Khouas, 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) (**Kara, 1993 in Chebel et Khouas, 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, 2002 ; Billard *et al.*, 1983 in Ait ameur et Kassar, 2008**).

La qualité des ovocytes, issus de l'injection avec la LHRHa, est comparable avec celle obtenue des pontes naturelles (**Moretti *et al.*, 1999 in Ait ameur et Kassar, 2008**).

Chapitre III

Matériels et méthodes

1. Présentation de la structure d'accueil :

Le barrage Sidi M'hamed Ben Tayba se situe à 50 Km nord-est du chef-lieu de la wilaya d'Ain Defla et à 200 Km à l'ouest de la wilaya d'Alger.

Les travaux de réalisation du barrage ont commencé en 1992 et ils ne sont achevés qu'en 2005. Sa mise en eau est réalisée en 2006. Trois oueds se déversent dans le barrage.

Sa profondeur maximum est de 49 mètres, elle est atteinte près de la digue dont son noyau est conçu en argile.

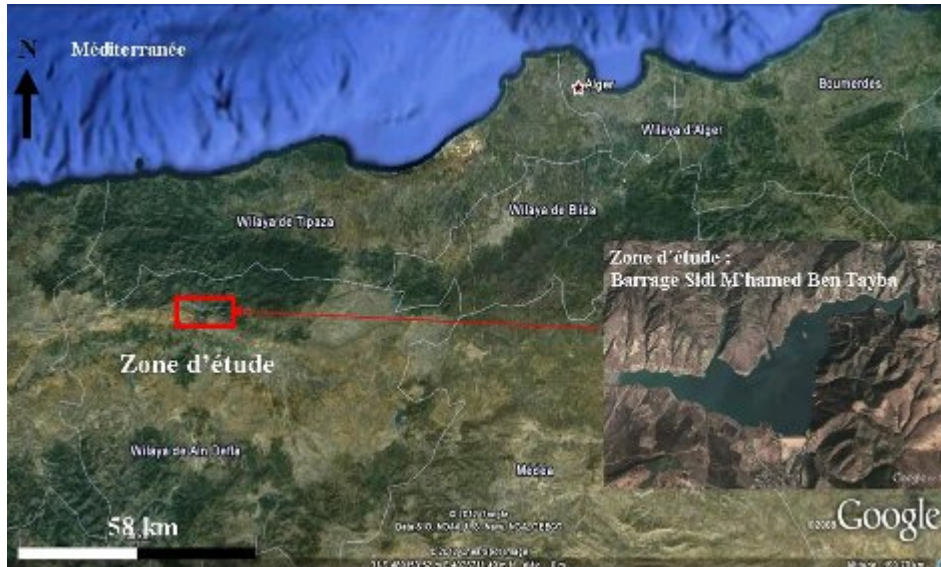


Figure.08 : Situation géographique du barrage Sidi M'hamed Ben Tayba.



Figure.09 : Plan de masse du barrage.

2. Equipements utilisés :

2.1. Bassins en dur :

Au niveau du barrage sidi m'Hamed Ben Tayba, il existe deux bassins en dur (béton) de $6\text{m}\times 4\text{m}\times 1\text{m}$ (longueur \times largeur \times hauteur). L'alimentation en eau est assurée par cascade directement du fond du barrage vers le premier bassin. Le trop plein de celui-ci se déverse dans le second qui lui aussi est pourvu d'un trop plein. L'expérimentation a été réalisée en circuit ouvert.



Figure.10 : Bassin en dur pour le stockage des géniteurs (Auteurs, 2012).

2.2. Bacs et aquarium :

En plus des bassins en dur, deux bacs et un aquarium vivier ont été utilisés pour le stockage des géniteurs. Ces bacs sont en polyéthylène avec des dimensions de $2\text{m}\times 1\text{m}\times 70\text{cm}$ (longueur \times largeur \times hauteur) et sont munis d'un trop plein. Quant à l'aquarium vivier, il est en acier avec une face en verre, ses dimensions sont de $180\text{cm}\times 80\text{cm}\times 90\text{cm}$ (longueur \times largeur \times hauteur) et est muni d'un système de filtration mécanique et bactériologique, d'un trop plein et d'un robinet de vidange.



Figure.11 : Bac et aquarium vivier pour le stockage des géniteurs.

2.3. Cage flottante :

Une petite cage flottante a été fabriquée sur place à l'aide d'un filet et de tuyaux en plastique souple et de fil d'attache.



Figure.12 : Cage flottante pour le stockage des géniteurs.

2.3. Ecloserie :

Quatre 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 bois 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.13 : Bouteilles de Zoug pour l'incubation des œufs.

3. Espèces de géniteurs utilisés :

Pour les besoins de nos expérimentations, nous avons utilisé 10 géniteurs femelles (4 à grandes bouches, 6 argentées) et 11 géniteurs mâles (7 à grandes bouches et 4 mâles argentés).

Le long de ces expériences, des pesés à l'aide d'une balance électronique de marque Philips et des mensurations par un ichtyomètre ont été réalisées sur ces géniteurs. Les poids et les tailles sont rapportés sur les tableaux ci-dessous.

4. Hormones utilisées :

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

- HCG : (Gonadotropine Corionique Humaine).
- LHRHa : Luthéine Hormone Relising Hormone Analogue.
- Extrait de la glande pituitaire.

Pour notre essai nous avons utilisé de l'extrait hypophysaire de carpe qui a été importée des USA.

5. Méthodes:

5.1. Pêche des géniteurs :

Les géniteurs ont été pêchés à l'aide d'une senne coulissante en utilisant deux embarcations. Une fois sur le site de pêche le moteur est éteint. Le silence régnait afin de pouvoir localiser l'endroit de sauts de 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.

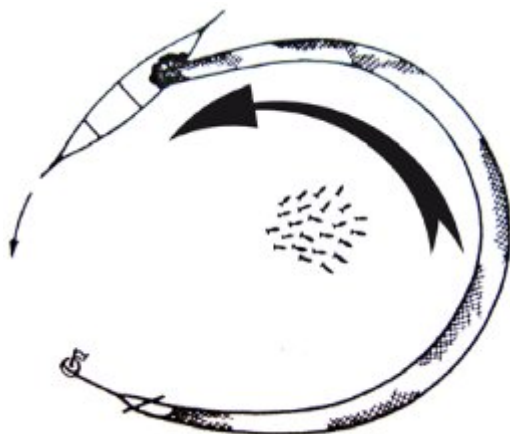


Figure.14 : Encerclement du banc de poisson.

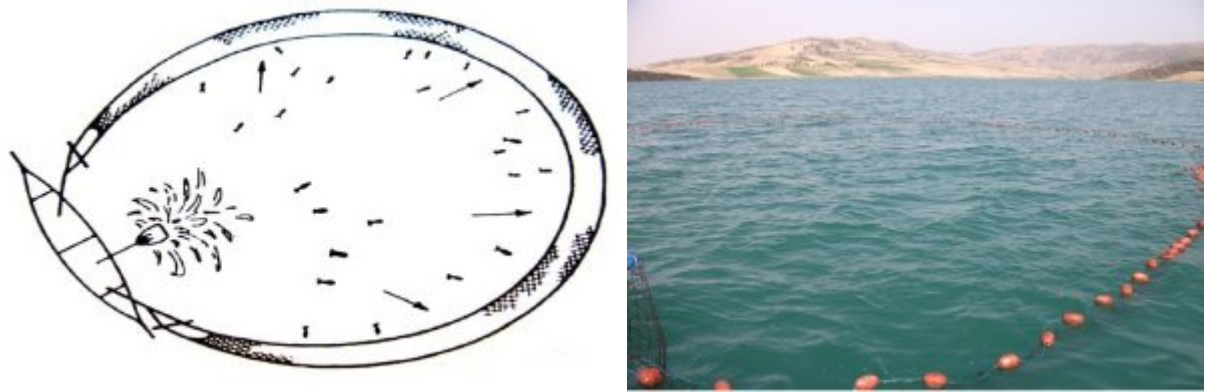


Figure.15 : Fermeture du filet.

- 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**).

5.2. Présélection des géniteurs :

Après avoir remonté le filet à la surface de l'eau, on a procédé sur place à une présélection des géniteurs en prenant les mâles qui ont une forme élancée et ceux qui étaient spermiantes après une légère pression abdominale, quant aux femelles, le choix se portait sur celles ayant un ventre ballonné. Les lésions cutanées n'apparaissaient pas sur place. Les mâles sont différenciés des femelles grâce à la nageoire pectorale, cette dernière est lisse au touché chez les femelles et striée et rugueuse chez les mâles.



Figures. 16 et 17 : Présélection des géniteurs.

5.3. Transport des géniteurs :

Après présélection, les géniteurs sont transportés vers le rivage dans l'embarcation partiellement remplie d'eau pour éviter de les trainer dans le filet immergé ce qui provoque des lésions et des blessures. 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 les bassins de stockage.



Figures. 18 et 19 : Transport des géniteurs (Auteurs, 2012).

5.4. Stockage et adaptation :

Les géniteurs ont été manipulés avec une grande délicatesse et remis dans l'eau le plus rapidement possible.



Figures. 20 et 21 : Stockage des géniteurs.

5.5. Sexage :

En arrivant sur le lieu de stockage, les géniteurs sont séparés. Un bassin contenant les mâles et le second les femelles. 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).



Femelle

Mâle

Figures. 22 et 23 : Sexage.

5.6. Sélection :

D'après (**Billard et Marcel, 1986**) les géniteurs sont sélectionnés selon différents critères :

- Les mâles : la sélection s'est basée sur la possibilité de collecter une petite quantité de sperme en exerçant une légère pression abdominale.
- Concernant les femelles, la sélection s'est faite selon plusieurs critères à savoir :
 - le gonflement, la douceur et l'élasticité de l'abdomen.
 - la couleur et l'état du gonflement de la région cloacale du corps,
 - la papille génitale saillante et de couleur rosâtre
 - l'orifice anal est élargi (**Woynarovich, 1980**).

Mais le critère de sélection le plus décisif était le contrôle de la maturité ovarienne avec l'observation des ovocytes sous la loupe.

5.6.1. Observation des ovocytes sous la loupe :

- **Anesthésie des femelles :**

Les femelles sont mises dans un bain d'anesthésie, l'anesthésiant utilisé est le phénoxyéthanol à une concentration variant entre 0.1 et 0.5 ml/l d'eau (**Billard, 1995**). Pour notre travail nous avons utilisé une concentration de 0.5 ml/l d'eau. On a préparé 30l d'eau contenant 15ml de phénoxyéthanol, les poissons sont complètement anesthésiés au bout de quelques minutes.

Pour chaque femelle, un échantillon d'ovocyte est prélevé et mis dans une boîte de pétri contenant le liquide de Serra.



Figure. 24 : Prélèvement des ovocytes.

- **Préparation du liquide de Serra :**

Le liquide de Serra est rajouté aux ovocytes prélevés pour permettre la transparence de leurs coquilles. Il est obtenu en mélangeant 6 volumes d'alcool (éthanol) et 3 volumes de formol et 1 volumes d'acide acétique avec des volumes respectivement de 24ml × 12ml × 4ml.

Après 10 minutes dans le liquide de Serra les œufs sont visualisés sous la loupe binoculaire pour voir l'état de migration de la vésicule germinative (centrale ou périphérique).

5.7. Contrôle pondéral :

Les géniteurs mâles sont anesthésiés dans le même bain utilisé pour les femelles. Tous les géniteurs (mâles et femelles) sélectionnés sont pesés à l'aide d'une balance électronique de marque *Philips* ® *Type HR 2385/A* (5Kg max, d=1g).

Après pesée les longueurs de chaque individu sont mesurées à l'aide de l'ichtyomètre.



Figure. 25 : Mesure de la taille



Figure. 26 : Mesure du poids

5.8. Marquage :

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



Figure. 27: Marquage.

5.9. 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 et consiste à la stimulation directe des gonades par des extraits hypophysaires broyés de carpes (**Billard et Marcel, 1986**).

5.9.1. Pesé de l'hypophyse :

Les doses d'hypophyse à injecter ont été pesées à l'aide d'une balance à précision au laboratoire de l'ENSSMAL.

5.9.2. Préparation de l'injection :

On prenait des petites bouteilles de 5ml contenant 5, 10, ou 20 mg d'hypophyse selon la dose à injecter. Quatre ml d'eau physiologique sont versée dans chaque bouteille, et on procédait à une forte agitation pour permettre une bonne dissolution de l'hypophyse en poudre et une homogénéisation de la solution. Des seringues de 5ml ont été utilisées pour verser le sérum dans les bouteilles.

5.9.3. Calcul des doses à injecter :

Les doses d'hypophyse injectées ont été calculées en fonction du poids de chaque géniteur. Les mâles ont reçu 2mg/kg de poids vif quant aux femelles l'injection s'ait faite en 2 temps :

Au cours de la première injection les géniteurs femelles ont reçu 1/10 de la dose totale à savoir 0.4 mg d'hypophyse/kg de poids vif par contre pendant la deuxième injection elles ont reçu le reste de la dose à savoir 3.6 mg/kg de poids vif qui représente 9/10 de la dose totale qui est de l'ordre de 4 mg/kg de poids vif.

5.9.4. Injection :

L'injection hormonale a été effectuée dans le muscle dorsal, entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale.

Deux essais ont été effectués. Pendant le premier, les géniteurs ont été stockés dans les bassins en dur alimentés par cascade d'une eau issue des profondeurs du barrage. Cette eau est caractérisée par une température basse. Les géniteurs du deuxième essai sont stockés dans l'aquarium vivier, les deux bacs en polyéthylène et la cage flottante. L'aquarium et les bacs sont alimentés de l'eau du robinet qui n'est pas potable et donc qui n'a subi aucun traitement. Elle est pompée directement d'un étang situé derrière la digue de barrage (eau de filtration). Quant à la cage, elle a été immergée à la rive du barrage, lestée par de grands cailloux et attachée par des cordes à des branches d'arbres.

1^{er} essai : Géniteurs stockés dans les bassins en dur.

Après anesthésie les femelles ont injectées au niveau de la nageoire dorsale. La seringue est inclinée sous un angle de 45°. 4/5 de la longueur de l'aiguille est enfoncé dans le muscle. La dose injectée pendant la première injection représente 1/10 de la dose totale.

Lors du retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin d'éviter le refoulement de la solution. (Gilles *et al.*, 2001 ; Janssen, 1985 *in* Ait ameur et Kassar, 2008).



Figure. 28 : Injection hormonale.

Chaque femelle est injectée de la même manière et sont remises soigneusement dans le bassin en évitant tout ce qui peut les stresser jusqu'à la deuxième injection après 240^o heures.

On a pris le soin de noter sur le cahier de suivi l'heure effective de chaque injection.

Après la première injection la température est surveillée soigneusement, elle est mesurée à l'aide de deux thermomètres, l'un à mercure et l'autre est électronique, pendant toute la nuit à un intervalle régulier d'une heure de temps.

L'heure de la première injection ainsi que les mesures de température nous ont permis de calculer le temps d'attente et de déterminer le moment de la deuxième injection.

Après 240° C heure les femelles ont reçu la deuxième injection qui correspond à 9/10 de l'injection totale. Les mâles sont parallèlement injectés. Tous les géniteurs sont remis dans les bassins initiaux.

Les doses hypophysaires injectées à chaque individu sont indiquées dans les tableaux ci-dessous.

Les femelles :

Tableau.02 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque femelle stockée en bassin.

Espèce	Marquage	Poids (Kg)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse 1^{ère} injection (mg) (1/10)	Dose d'hypophyse 2^{ème} injection (mg) (9/10)
Grande bouche	Blanc	3.50	70	1.4	12.6
Grande bouche	Bleu	5.00	80	2	18
Argentée	Jaune	2.10	52	0.8	7.2
Argentée	Noir	2.70	55	1	9
Argentée	Marron blanc	2.00	52	0.8	7.2

Les mâles :

Tableau.03 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque mâle stocké en bassin.

Espèce	Marquage	Poids (Kg)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse injectée (mg)
Grande Bouche	Blanc et vert	4.30	70	8.6
Grande Bouche	Vert	4.00	65	8
Grande Bouche	Jaune et rouge	2.50	60	5
Grande Bouche	Vert et marron	1.40	55	2.8
Grande Bouche	Jaune et gris	1.80	55	3.6
Argentée	marron et blanc	3.00	60	6

5.9.5. Calcul du temps de latence :

Pour induire la ponte, il faut injecter à la femelle une quantité précise d'hypophyse, puis attendre la maturation des ovocytes durant un certain délai ; c'est le temps de latence.

Le temps de latence ou le temps de maturation des ovocytes est fonction de la température moyenne à laquelle les géniteurs sont soumis (**Gilles *et al.*, 2001 in Ait ameur et Kassar, 2008**).

En effet, le temps de latence est d'autant plus élevé que la température est basse, ce qui était notre cas dans cet essai.

2^{eme} essai : Géniteurs stockés dans les bacs, l'aquarium vivier et la cage flottante.

De la même façon que les premiers géniteurs, les mâles et femelles sont injectés. La température de l'aquarium et des bacs était cette fois régulée en utilisant des résistances, quant à la cage, les géniteurs été exactement dans leurs conditions naturelles de vie au niveau du barrage.

Les tableaux suivants indiquent les doses hypophysaires injectées à chaque individu.

Les femelles :

Tableau.04 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque femelle stockée en bacs, aquarium et cage flottante.

Espèce	Stockage	Poids (Kg)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse injectée 1^{ere} injection (mg)	Dose d'hypophyse injectée 2^{eme} injection (mg)
Grande bouche	Aquarium vivier	3.20	70	1.28	11.52
Grande bouche	Bac	2.50	52	1	9
Argentée	Aquarium vivier	2.70	55	1.08	9.72
Argentée	Bac	2.20	50	0.88	7.92
Argentée	Cage flottante	4.00	75	1.6	14.4

Les mâles :

Tableau.05 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque mâle stocké en bac, aquarium et cage flottante.

Espèce	Stockage	Poids (Kg)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse injectée (mg)
Grande bouche	Bac	1.30	52	2.60
Grande bouche		1.70	55	3.40
Argenté	Cage flottante	1.60	55	3.20
Argenté		2.60	60	5.40
Argenté		1.80	55	3.60

5.10. Fécondation artificielle:

5.10.1. Stripping :

Le stripping est fait après 220° heure. Après les avoir anesthésiés, les reproducteurs sont placés un par un sur une table, la tête couverte d'une serpillière. Avant l'extraction des œufs, l'abdomen, la queue du poisson, ainsi que les mains du manipulateur, sont soigneusement séchés à l'aide d'une serpillière douce. Cette ultime préparation est immédiatement suivie de l'extraction des œufs qui sont récoltés dans une petite bassine bien séché (méthode sèche). L'extraction se fait par une pression abdominale en posant les mains sur les deux flancs du poisson et en les trainant du coté antérieur vers le postérieur du corps.

La laitance est récupérée de la même façon que les ovules et dans la même bassine (Woynarovich, 1982).



Figure. 29 : Extraction des ovules

Figure. 30 : Extraction du sperme

5.10.2 : Préparation de la solution fécondante :

Elle consiste à mélanger 30 grammes d'urée et 40 grammes de sel dans 10 litres d'eau.

Les œufs et la laitance sont d'abords mélangés avec une cuillère en plastique pendant 15min, puis la solution fécondante est ajoutée. Elle a pour rôle de créer un gradient de concentration permettant l'ouverture des pores des œufs et ainsi la pénétration des spermatozoïdes et ça grâce au sel, l'urée quant à lui joue le rôle d'un anti-inflammatoire. L'opération est répétée trois fois en renouvelant la solution. Après rinçage à l'eau, les œufs sont ensuite mis en incubation. (Woynarovich, 1980).

5.11. Incubation :

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

5.11.1. Conditions d'incubation :

L'incubation doit se dérouler dans certaines conditions.

1^{er} essai :

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 18 °C. Le débit d'eau était réglé de manière à maintenir les œufs en suspension. Pour la densité d'incubation, la quantité d'œufs incubée représente 1/8 du volume de la bouteille.



Figure. 31 : Incubation des œufs dans les bouteilles de Zoug.

2^{eme} essai :

Toute la procédure a été refaite de la même manière sauf que pendant ce deuxième essai l'eau d'alimentation de l'écloserie était celle du robinet. La température était de 23°C.

Chapitre III

Résultats et discussions

1. Pêche des géniteurs:

L'engin de pêche utilisé était très efficace pour la capture des géniteurs. En outre il a permis de pêcher des géniteurs en très bon état de santé (aucune blessure visible). Le nombre de géniteurs pêché était suffisant pour la réalisation de nos expérimentations.



Figure.32: Pêche des géniteurs.

Tableau.6 : Nombre de géniteurs pêchés et sélectionnés.

Essais réalisés	Premier essai	Deuxième essai
Nombre de géniteurs pêchés	70	80
Nombre de géniteurs présélectionnés	33	10
Nombre de géniteurs sélectionnés	11	10

2. Transport des géniteurs :

2.1. Mortalité :

Durant le transport aucune mortalité n'a été relevée, le transport des géniteurs a été réalisé dans de bonnes conditions pendant une durée très réduite inférieure à 15 minutes.

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).

3. Stockage et conditionnement des géniteurs :

Lors de la mise en bassins, nous avons remarqué que la remise en forme de certains géniteurs a pris un peu de temps environ 40 minutes et moins de temps pendant le deuxième essai où le stockage a été réalisé dans les bacs, aquarium vivier et cage flottante. On pense que c'est 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 du premier essai mais aussi à l'opération de pêche et du transport qui ont stressé les reproducteurs.

Nous tenons à signaler aussi que certains de ces géniteurs étaient moins actifs ou presque immobiles même après un long moment.

On a constaté l'apparition d'hémorragies cutanées sur quelques individus, chose qu'on n'a pas pu voir pendant la présélection. Ces individus ont été éliminés lors de la sélection. On pense que c'est dû au filet.

Après une journée de stockage, on a remarqué l'apparition de taches blanchâtres cutanées, et au bout de la deuxième journée on a commencé à enregistrer des taux de mortalité qui s'élèvent de jours en jours durant toute la durée de l'expérimentation.



Figure. 33: Mortalités.

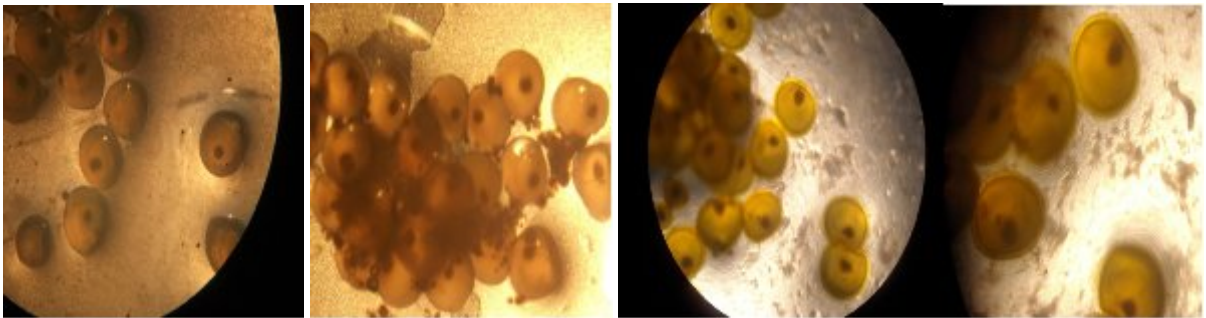
On suppose que c'est due d'abord au filet utilisé durant la pêche qui a provoqué des hémorragies cutanées très remarquables et puis à la température de l'eau dans les bassins qui ne dépassait pas les 20° C pendant la journée et qui descend jusqu'à 16°C durant la nuit.

Les géniteurs placés dans l'aquarium vivier et les bacs en polyéthylène, en circuit fermé à une température de 23 à 24° C présentaient une forte activité physique et aucune mortalité n'a été relevée.

Durant cette phase de conditionnement, les reproducteurs placés dans les deux bacs ainsi que ceux placés dans l'aquarium vivier nous semblaient dans un état de stress, au point que ces derniers aient sauté à l'extérieur des bacs de stabulation. Ceci pourrait être expliqué par l'exiguïté des bacs et de l'aquarium par rapport aux bassins de stockage.

4. Maturation des gamètes :

Les géniteurs contrôlés présentaient les quatre stades de développement des gonades, seul les stades 3 et 4 ont fait l'objet d'injection. Les géniteurs présentant les deux premier stades, vésicule germinative se trouvant au centre ou légèrement déplacé n'ont pas été sélectionnés.



Figures.34 : Migration de la vésicule germinative.

5. Réponse à la stimulation hormonale :

5.1. Premier essai :

Les femelles :

Tableau.7: Femelles stockées en bassins.

Espèce	Marquage	Poids (Kg)	Dose d'hypophyse 1^{ère} injection (mg)	Dose d'hypophyse 2^{ème} injection (mg)	Réponse à la stimulation hormonale
Grande bouche	Blanc	3.50	1.4	12.6	Positive
Grande bouche	Bleu	5.00	2	18	Négative
Argentée	Jaune	2.10	0.8	7.2	Positive
Argentée	Noir	2.70	1	9	Négative
Argentée	Marron blanc	2.00	0.8	7.2	Négative

Pendant ce premier essai la réponse à la stimulation hormonale était trop faible, deux femelles seulement ont répondu positivement à l'injection par contre les trois autres femelles n'ont pas répondu car il y a eu un blocage de l'ovulation, et nous pensons que c'est dû à la température qui était très basse ainsi que le stress des géniteurs femelles.

Les mâles :**Tableau.08:** Mâles stockés en bassins.

Espèce	Marquage	Poids (Kg)	Dose d'hypophyse injectée (mg)	Réponse à la stimulation hormonale
Grande Bouche	Blanc et vert	4.30	8.6	Positive
Grande Bouche	Vert	4.00	8	Positive
Grande Bouche	Jaune et rouge	2.50	5	Positive
Grande Bouche	Vert et marron	1.40	2.8	Positive
Grande Bouche	Jaune et gris	1.80	3.6	Positive
Argentée	marron et blanc	3.00	6	Positive

Tous les mâles ont répondu positivement à la stimulation hormonale.

5.2. Deuxième essai

Les femelles :

Tableau.09 : Femelles stockées en bacs, aquarium et cage flottante.

Espèce	Stockage	Poids (Kg)	Dose d'hypophyse injectée 1^{ère} injection (mg)	Dose d'hypophyse injectée 2^{ème} injection (mg)	Réponse à la stimulation hormonale
Grande bouche	Aquarium vivier	3.20	1.28	11.52	Positive
Grande bouche	Bac	2.50	1	9	Négative
Argentée	Aquarium vivier	2.70	1.08	9.72	Positive
Argentée	Bac	2.20	0.88	7.92	Négative
Argentée	Cage flottante	4.00	1.6	14.4	Négative

Pendant ce deuxième essai la réponse à la stimulation hormonale était trop faible, deux femelles seulement ont répondu positivement à l'injection par contre les trois autres femelles n'ont pas répondu car il y a eu un blocage de l'ovulation, et nous pensons que c'est dû au stress des géniteurs femelles.

Les mâles :

Tableau.10 : Mâles stockés en bac, aquarium et cage flottante.

Espèce	Stockage	Poids (Kg)	Dose d'hypophyse injectée (mg)	Réponse à la stimulation hormonale
Grande bouche	Bac	1.30	2.60	Positive
Grande bouche		1.70	3.40	Positive
Argenté	Cage flottante	1.60	3.20	Positive
Argenté		2.60	5.40	Positive
Argenté		1.80	3.60	Positive

Tous les mâles ont répondu positif à l'injection hormonale.

Le taux de réponse à la stimulation hormonale était de 72.72 % pour le premier essai, et de 70 % pour le second.

5.3. Gonflement de l'abdomen :

Nous avons constaté un léger gonflement abdominal chez les femelles après 8 heures de la deuxième injection.

5.4. Obtention des gamètes :

Pour rappel, on a réalisé deux tentatives d'insémination artificielle, la première a été réalisée sur 11 géniteurs (5 femelles et 6 mâles), une seule mortalité a été enregistrée. Deux sur les quatre restantes ont répondu favorablement à la stimulation hormonale. Par contre tous les mâles ont répondu positivement à la stimulation. Pour les géniteurs qui n'ont pas répondu à la stimulation hormonale ceci peut s'expliquer par des facteurs liés aux géniteurs.

Pour ce qui est du deuxième essai, tous les mâles ont répondu aussi favorablement à la stimulation hormonale, quant aux femelles, seulement deux ont répondu favorablement.

5.5. Détermination de la quantité d'œufs produite :

Les œufs étaient mis dans un bécher gradué afin de déterminer leur volume total. A partir de ce bécher on avait pris 1ml d'œufs dans une éprouvette graduée puis on les a transférées dans une boîte de pétri et on a comptabilisé le nombre d'œufs contenu dans 1ml pour en déduire le nombre des œufs dans le volume total.



Figure. 35 : Volume total des œufs



Figure. 36 : Comptage des œufs

Les résultats sont portés dans le tableau ci-dessous.

Tableau.11 : Nombre d'ovule par géniteur.

Essai	Espèce	Marquage	Poids	Production d'ovules	Nombre d'ovules /kg de poids vif
Premier essai	Grande Bouche	Blanc	3.50	200 ml soit 185 400	52 971
	Argentée	Jaune	2.10	150 ml soit 139 050	66214
Deuxième essai	Grande Bouche		3.2	180 ml soit 166 860	52144
	Argentée		2.7	102 ml soit 94 554	35020

Les nombre d'ovules obtenus sur chaque géniteur est inférieur à la norme qui est de 100 000 ovules/kg de poids vif.

6. Incubation :

La température d'incubation du premier essai était de 18°C en dessous de l'optimum décrit par (Maouche et Seridji, 1967 *in* Ben haha et Laari, 1994) qui est de 20°C. On pense que c'est la raison majeure de la mort des œufs qu'on avait retrouvé complètement décomposés.

Quant au deuxième essai, la température de l'eau variait entre 22 et 23 °C.

Les œufs n'étaient pas morts mais le développement embryonnaire était bloqué. Là aussi, les variations de de la température ainsi que la qualité de l'eau (eau d'un étang non traitée) nous semblent être les raisons de ce blocage.

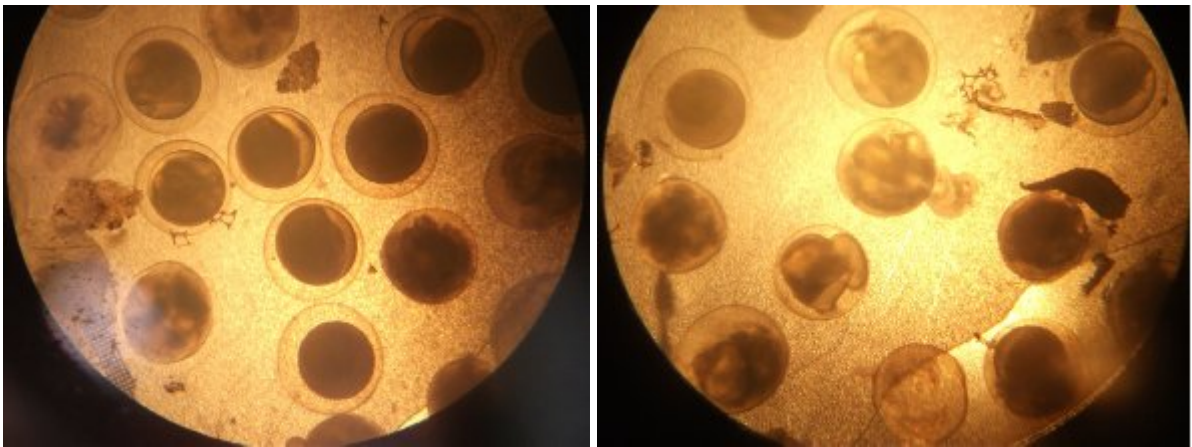


Figure.37 : Œufs fécondés vus sous la loupe.

Chapitre IV

Conclusion

La reproduction artificielle de la carpe argentée est difficile à réaliser si tous les facteurs écologiques (Température, pH, Oxygène...), les facteurs liés aux géniteurs (la viabilité des spermatozoïdes, ovules matures...) et les conditions de manipulation ne sont pas réunies.

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 barrage de Sidi M'hamed Ben Tayba sis dans la wilaya de Ain Defla.

Le stage nous a permis d'acquérir de nouvelles techniques sur le plan pratique notamment la pêche continentale et la reproduction artificielle des carpes chinoises afin de résoudre l'une des contraintes majeures de leur élevage à savoir l'obtention des alevins qui ne se fait naturellement que dans leur aire de répartition d'origine.

Deux essais ont été réalisés avec des équipements simples installés en plein air, ce qui a rendu difficile la maîtrise des conditions d'adaptation des géniteurs et d'incubation des œufs. Ils ont abouti au blocage des œufs au stade gastrula.

La cause la plus probable du blocage de la gamétogénèse est la qualité de l'eau non traitée qui a été utilisée.

A l'issue des résultats obtenus durant toutes les étapes de la procédure de reproduction, il nous semble évident de dire qu'un conditionnement des géniteurs pendant une longue période s'impose, ajoutant à cela la nécessité impérieuse de l'installation d'une écloserie thermo-régulée et l'utilisation d'une eau traitée et analysée au préalable.

Bibliographie

- Anonyme. 2005.** La population piscicole: les espèces et leurs caractéristiques guides de bonnes pratiques de gestion piscicole d'étangs. s.l. : smidap. fiche n° 4 a, p. 78.
- Arrignon, J. 1998.** Aménagement piscicole des eaux douces. 5ème édition Paris : Lavoisier TEC & DOC, 1998. p. 589.
- Arrignon, J. 1991.** Aménagement piscicole des eaux douces. 4ème édition s.l. : Lavoisier Tec et Doc, 1991. p. 639.
- Barbier, B. et Keith, P et Allardi, J. 2001.** Carpe argentée. L'atlas des poissons d'eau douce de France. Paris : Patrimoines Naturels, 2001. pp. 178-179.
- Barnabé, G. 1989.** Aquaculture. 2ème édition Paris, France : 2ème édition, 1989. Vol. 2, p. 1308.
- Barnabé, G. 1991.** *Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture.* Paris : Tec & doc Lavoisier, 1991. p. 500.
- Billard, R. 1995.** Les carpes : biologie et élevage. s.l., Paris : INRA, 1995. p. 387.
- Billard, R. et Marcel, J. 1986.** Aquaculture of cyprinids. Paris : INRA, 1986. Vol. 524.
- Brusle, J et Quignard, J.P. 2001.** Biologie des poissons d'eau douce européens. [éd.] TEC & DOC. Paris : s.n., 2001. p. 625.
- Brusle, J et Quignard, J.P. 2004.** *les poissons et leurs environnement: écophysiologie et comportement adaptif.* Paris : lavoisier, 2004.
- Chebel, F et Khouas, B. 2009.** *Expérimentation sur la reproduction artificielle du poisson-chat africain clarias gariepinus.* Alger : ENSSMAL, 2009. p. 60.
- Delince, G. A., Campbell, D. et Jansen, J. A. L et Kutty, M. N. 1987.** Seed production. Establishment of African regional aquaculture center (FAO). 1987. p. 118.
- Eer, A. et Schie, T.V et Hilbrands, A., , 2004.** La pisciculture en eau douce a petite échelle. [éd.] Digigrafi. Netherlands : Wageningen, 2004. p. 85.
- Fabrice, T et Yannick, L.D. 2010.** Etude sur l'élevage des carpes dites chinoises en France et évaluation de leur possible reproduction naturelle dans les cours d'eau Français. s.l. : Vandoeuvre-lès-Nancy, 2010. p. 92.
- FAO. 2005.** Cultured Aquatic Species Information Programme : Hypophthalmichthys molitrix. Rome : FAO fisheries and aquaculture department, 2005. p. 10.
- FAO. 1982.** Projet de développement des pêches continentales et de l'aquaculture. Département des pêches Antananarivo : s.n., 1982. p. 40.

FAO. 2006. Vue générale du secteur aquacole national – Algérie. Rome : Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO, 2006. p. 10.

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., 2002. p. 162.

Junning, C. et PingSun, L et Nathanael, H. 2011. Évaluation de l'avantage comparatif pour l'aquaculture: Cadre d'évaluation et application à certaines espèces dans les pays en voie de développement. [éd.] FAO. Rome : s.n., 2011. p. 89.

Louis, D. 2009. Guide de reconnaissance des engins et filets de pêche artisanale utilisés dans les Aires Marines Protégées d'Afrique de l'ouest. 308 Production [éd.] Olivier Plisson. 2009. p. 34.

Meddour, A. et Rouabah, A Meddour-Bouderda, K. et Loucif, N et Remili, A. et Khatal, Y. 2005. Experimentations sur la reproduction artificielle de sander *Lucioperca*, *hypophthalmichthys molitrix* et *aristichthys nobilis* en algérie. [éd.] sciences & technologie. 2005. p. 9.

MPRH. 2006. Rapport annuel sur la situation de l'aquaculture en algérie. 2006. p. 16.

Schlumberger, O. 2002. mémento de pisciculture d'étang. 4ème édition s.l. : Cemagref, 2002. p. 238.

Woyanovich, E. 1980. Cours de formation sur la reproduction et l'alevinage de carpe commune. Antananarivo : FAO Document Technique , 1980. Vol. MAG/76/002, N° 9, p. 43.

Woyanovich, E. 1982. Technologies de reproduction des carpes chinoises principales. Antananarivo : FAO Document Technique, 1982. Vol. MAG/76/002, N° 10, p. 36.

Woyanovich, E. et Horváth, L. 1984. La reproduction artificielle des poissons d'eau chaude: Un manuel de vulgarisation de la FAO. s.l. : Doc. Tech. Pêches, 1984. 201, p. 183.

Woyanovich, E. et Horvath, L. 1981. la reproduction artificielle des poissons en eau chaude : manuel de vulgarisation. [éd.] Fao doc. s.l. : Tech.Pêches, 1981. 201, p. 191.

Annexes

Annexe 01

Produits utilisés pour la préparation des solutions

Liquide de serra :

Ethanol	6 volumes
Formol (90%)	3 volumes
Acide acétique	1 volume

Solution fécondante :

Urée	3 g/l d'eau
NaCl	4 g/l d'eau
Eau	

Anesthésie :

Phénoxyéthanol	0.5ml/l
Eau	

Injection hormonale :

Sérum physiologique
Extrait hypophysaire broyé

Annexe 01

Matériels utilisés pour l'induction de la ponte :

Trois petites bassines de 5 litres pour recueillir les gamètes.
Quatre grandes bassines de 50 litres pour le transport et l'anesthésie des géniteurs
Deux épuisettes
Deux aérateurs
Trois bacs à dissection pour recueillir les gamètes
Une fiole
Deux Thermomètre : un à mercure et l'autre digital
Quatre boites Pétri.
Une loupe binoculaire.
Trois thermostats
Béchers
Eprouvettes
Ichtyomètre
Deux balances
20 seringues de 5 ml.