

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

Reproduction artificielle de la carpe koï
Cyprinus carpio (Linné, 1758)

Présenté par **Mr.BADI Khaled**

Soutenu le 08/10/2012 devant la commission de jury

Mme AMROUCHE. L

ENSSMAL

Présidente

Mme MESLEM. N

ENSSMAL

Examinatrice

Mr LOURGUIOUI. H

ENSSMAL

Examineur

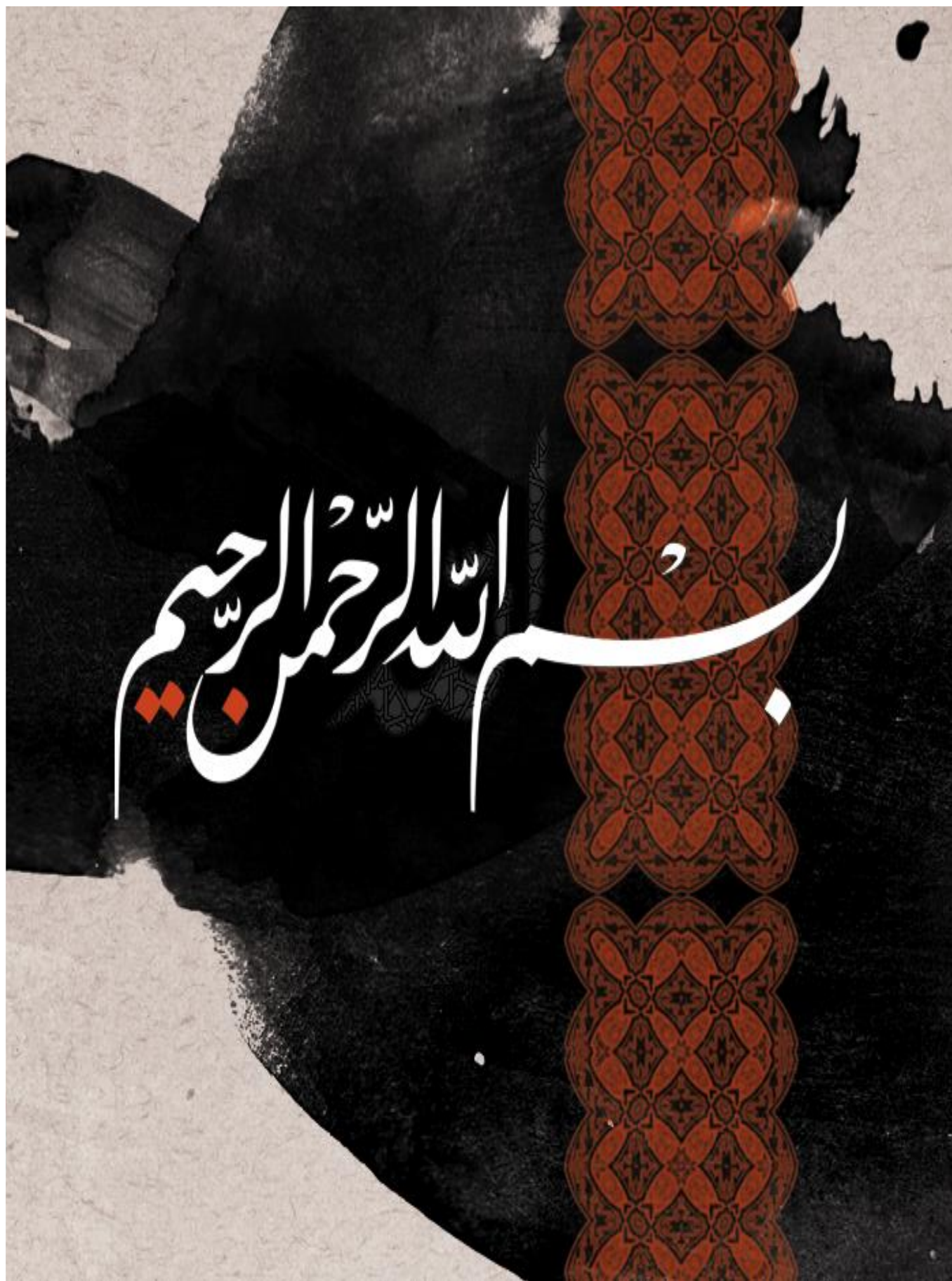
Mr BELHASNAT. K

ENSSMAL

Promoteur

Promotion 2011 /2012

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ



REMERCIEMENTS

Nous remercions Dieu qui a donné la volonté d'étudier et qui ma aidé à élaborer ce travail.

A la fin de l'élaboration d'un projet, il est de tradition d'exprimer ses reconnaissances à l'égard de ceux qui, par leurs apports multiformes ont contribué à l'aboutissement et à la réussite de celui-ci.

C'est ainsi qu'à travers ce rapport, nous tenons tout d'abord à remercier M^{me} Amrouche.L d'avoir accepter de présider ce jury , notre Encadreur **Dr BELHASNAT** pour sa détermination, sa simplicité, son entière disponibilité et ses conseils, M^{me} Meslem.N et Mr Lourguioui.H d'avoir accepter d'examiner ce travail

Nous tenons aussi à exprimer nos remerciements vivement aux enseignants et aux personnel de L'école Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral qui ont contribué à notre formation pour obtenir le diplôme d'ingénieur en sciences de la mer.

Nous n'oublierons jamais tous nos camarades de la promotion et du Jardin d'Essai avec qui nous avons partagé des moments agréables. Une fois de plus, nous leur exprimons toute notre sympathie.

A mes parents

A mes frères

A mes amis

Sommaire

Sommaire

1. Introduction Générale.....	1
-------------------------------	---

CHAPITRE I Généralités

1. Historique	4
2. Systématique	5
3. Morphologie et anatomie du koï	5
3.1. Morphologie	5
3.1.1. Morphologie de la carpe commune.....	5
3.1.2. Particularités morphologiques de la carpe koï	6
3.2. Anatomie	7
4. Ecologie	8
4.1. Répartition géographique	8
4.2. Paramètres physico-chimiques	9
4.2.1. Température.....	9
4.2.2. Oxygène dissous	10
4.2.3. PH.....	10
4.2.4. Ammoniaque total.....	11
4.2.5. Nitrites.....	11
4.2.6. Nitrates	12
4.3. Comportement.....	12
4.4. Régime alimentaire	13
5. Coloration et pigmentation de la koï.....	13
6. Biologie.....	14
6.1. Reproduction	14
6.1.1. Période et âge de la première maturation.....	14
6.1.2. Dimorphisme sexuel	14
6.1.3. Cycle sexuel	15
6.1.3.1. L'ovogénèse	15
6.1.3.2. Spermatogénèse	15
6.1.4. Les Facteurs influençant la reproduction	17
6.1.4.1. Alimentation	17
6.1.4.2. Photopériode	17
6.1.4.2.1. Les organes photosensibles chez les poissons	18
- La rétine.....	18

- La glande pinéale.....	18
6.1.4.2.2. Le mode d'action du régime photopériodique	19
6.1.4.3. Température	19
6.1.5. Les différents types de stéroïdes sexuels	20
6.1.5.1. Le progestagène	20
6.1.5.2. Les androgènes	21
6.1.5.3. Les œstrogènes (E2)	21
6.1.6. Les prostaglandines et leur rôle sur l'ovulation et la ponte	21
6.1.7. Contrôle neuro-endocrinien de la gamétogenèse	21
6.1.8. Les modes de reproduction.....	24
6.1.8.1. Reproduction naturelle.....	24
6.1.8.2. Hypophysation des géniteurs (reproduction artificielle)	24

CHAPITRE II Matériel et méthodes

1. Présentation de la structure d'accueil	26
2. Equipments.....	26
2.1. Bacs et aquarium	26
3. Géniteurs	27
3.1. Pêche des géniteurs	27
3.2. Sélection et sexage	27
3.3. Transport et adaptation	29
3.4. Anesthésie	29
3.5. Contrôle pondérale	31
3.6. Marquage.....	31
3.7. Contrôle de l'état de maturité des gonades	32
3.7.1. Préparation de l'éclaircisseur.....	32
3.7.2. Prélèvement des ovocytes	32
3.8. Traitement hormonal	33
3.8.1. Préparation hormonale et doses injectées	33
3.8.1.1. Préparation hormonale.....	33
3.8.1.2. Doses et nombres d'injection	33
3.8.2. Lieu d'injection.....	34

3.9.	Fécondation artificielle.....	35
3.9.1.	Prélèvement des ovules.....	35
3.9.2.	Prélèvement du sperme.....	36
3.9.3.	Insémination artificielle.....	37
3.9.4.	Ajout de la solution fécondante.....	37
3.10.	Elimination de l'adhésivité.....	39
3.11.	Incubation des œufs.....	40

CHAPITRE III Résultats et discussion

1.	Maturation des gonades.....	42
2.	Réponse à la stimulation hormonale.....	42
3.	Estimation de la production des œufs.....	43
4.	Condition d'incubation.....	44
5.	Développement embryonnaire.....	44
6.	Eclosion des œufs.....	45
7.	Le taux d'éclosion.....	46
8.	Nutrition des larves.....	47
9.	Transport des alevins.....	48
10.	Etude de la croissance des alevins.....	49
11.	Conclusion.....	51

CHAPITRE IV Conclusion générale.....53

Liste des figures

- Figure 1:** La forme idéale du carpe koi.
- Figure 2:** Les quatre types corporels de carpes.
- Figure 3:** Anatomie géniale de la carpe koi.
- Figure 4:** Répartition mondiale des carpes et leurs migrations.
- Figure 5:** Les kois regroupent dans la zone la plus oxygénée et cherchent à respirer à la surface.
- Figure 6:** Etapes de l'ovogénèse chez les poissons (D'après Barnabé, 1995).
- Figure 7:** Etapes de la spermatogénèse chez les poissons.
- Figure 8:** Schéma récapitulatif de l'influence des facteurs environnementaux, via les synthèses hormonales, sur les principales étapes de la maturation sexuelle chez les poissons selon Migaud (2002).
- Figure 9:** Les kois se préparent à frayer. Plusieurs mâles acculent une femelle dans un coin et lui donnent des coups de museau pour l'encourager à pondre dans les algues filamenteuses (à gauche).
- Figure 10:** Situation géographique du Jardin d'Essai Alger.
- Figure 11 et Figure 12:** Capture des géniteurs.
- Figure 13 et Figure 14:** Sélection et sexage.
- Figure 15 et Figure 16 :** Transport et stabulation.
- Figure 17:** Anesthésie des spécimens destinés à la reproduction.
- Figure 18:** Pesage de géniteur.
- Figure 19 et Figure 20:** Prélèvement des ovocytes.

- Figure 21:** Injection hormonal.
- Figure 22:** Prélèvement des ovules.
- Figure 23:** Prélèvement du sperme.
- Figure 24:** Mélange des gamètes.
- Figure 25:** Ajout de la solution fécondante.
- Figure 26:** Elimination de l'adhésivité par le lait.
- Figure 27:** Incubation des œufs.
- Figure 28:** Ovules pas prête VG centrale.
- Figure 29:** Ovules prête VG centrale périphérique.
- Figure 30:** Morula (18 heures).
- Figure 31:** Embryon (après 40 heures).
- Figure 32:** Stade oeuillé (après 2jours).
- Figure 33:** Poste éclosion (4jours).
- Figure 34:** Larves (24heurs).
- Figure 35:** Œufs attaqués par Saprolegnia.
- Figure 36:** Œufs bloquées.
- Figure 37:** Nutrition des larves par phytoplancton.
- Figure 38:** Bassin fertilisé riche on plancton (Jardin d'Essai).

Liste des tableaux

Tableau 01: Poids et doses d'extrait hypophysaire injecté pour les femelles.

Tableau 02: Poids et doses d'extrait hypophysaire injecté pour les mâles.

Tableau03 : Doses injectées et réponse pour les femelles.

Tableau 04: Doses injectées et réponse pour les mâles.

Tableau 05: Nombres des ovules récoltés par les femelles.

Tableau 06: Paramètre d'incubation des œufs de la carpe koï.

dans le bac au Jardin d'Essai El Hamma.

Tableau 07: Mesures de poids et de longueur des alevins.

Tableau des abréviations

E2	17 β -oestradiol
FSH	Follicule stimuline hormone
GTH	Hormones gonado trope hypophysaires
GTH-I	Hormones gonado trope hypophysaires I
GTH-II	Hormones gonado trope hypophysaires II
GnRH	Gonade tropine libérant hormone
LH	Hormone Lutéinisante
MPF	Facteur de promotion de la maturation
MIS	Stéroïde inducteur de la maturation
PG	Prostaglandines
17,20 β -P	17,20 β -progesterone
T	Testostérone
VTG	Vitellogénine

Introduction

INTRODUCTION

L'aquariophilie consiste à reproduire et maintenir en captivité des animaux aquatiques en mettant en valeur l'aspect esthétique des animaux et du décor, ce qui la différencie de l'aquaculture dont le but est la production agro-alimentaire. En 2000 l'élevage d'espèces non alimentaires principalement d'eau douce, destinées au marché de l'aquariophilie était un secteur très prometteur la valeur de la vente mondiale de poissons vivants destinés aux aquariums est estimée à 900 millions de dollars US en vente en gros, et 3 milliards de dollars dans le commerce de détail. Vu le fort potentiel économique pour l'emploi rural, l'aquaculture et le commerce de poissons d'aquarium sont de plus en plus soutenus par les gouvernements. La quantité de poissons vendus est faible par rapport à celle de l'élevage et la pêche alimentaire, mais les revenus engendrés sont considérables : 1 kg de poissons d'ornements rapporte environ 500 dollars, alors que 1 kg de poisson alimentaire rapporte environ 6 dollars⁽⁸⁾.

La carpe ornementale japonaise, carpe koi ,est une parmi les espèces de poissons les plus souvent utilisées en aquariophilie son élevage est une tradition orientale ancienne et très appréciée par les asiatiques et par le monde ,cet art s'est développé depuis quelque années dans les pays occidentaux pour plusieurs raisons: l'élevage aisé de ce poisson de bassin crée une attraction indéniable dans le jardin ; le bassin de plein air beaucoup moins astreignant que l'aquarium d'intérieur, crée une alternative à l'aquariophilie traditionnelle . Enfin, la beauté exceptionnelle de ces poissons en font un ornement de choix du jardin .Maintenant cet élevage est reconnu et pratiqué dans de nombreux pays, il est devenu l'un des domaines les plus sophistiqués et les plus passionnants de l'aquariophilie.

Traditionnellement, les géniteurs se reproduisaient naturellement dans les étangs d'élevage mais le succès de la reproduction dépendait fortement des conditions climatiques et, certaines années aucun juvénile ne serait disponible pour l'empoissonnement!

Dans ce travail, notre objectif est de maîtriser les techniques de reproduction artificielle de la carpe koi par la méthode sèche dite(RUSSE) et la production d'alevins capable de s'adapter dans le milieu naturel. Ces alevins seront destinés pour le peuplement et l'ensemencement des bassins et notamment les deux bassins au sein du Jardin d'Essai El hamma.

(8) FAO

Ce mémoire comporte :

-Un premier chapitre concernant une étude bibliographique de la carpe koi.

-Un second chapitre dans lequel nous verrons la technique de la reproduction artificielle en particulier les étapes principales, les doses des produits chimiques et les conditions physico-chimiques convenables.

-Un troisième chapitre dans lequel sont présentés les résultats suivi d'une discussion.

Chapitre I

Généralités

1. **Historique** ⁽¹⁸⁾

Il est aujourd'hui admis que la carpe commune, un poisson extrêmement fort et résistant, a été transportée d'Océanie en Extrême-Orient il y avait 2 000 ans de Chine et de Corée, elle fut ensuite arrivée au Japon il y avait environ 1 000 ans. Les premiers écrits relatifs à l'élevage de ce poisson au Japon remontaient à 200 avant Jésus-Christ. Élevée dans des bassins boueux, elle était uniquement destinée à la consommation. Pourquoi ? La seule réponse à cette question semble être que les fermiers japonais aient ainsi complété leur régime quotidien à base de riz et de légumes. On dit qu'ils élevaient ces carpes dans l'eau des rizières, mais il est plus probable qu'elles aient été en réalité introduites dans les bassins d'irrigation qui se trouvaient au-dessus des rizières.

Ainsi confinée pendant des siècles, la carpe ne pouvait que subir des mutations génétiques, comme des changements dans la couleur de sa livrée. Les premières mutations chromatiques furent observées entre 1804 et 1830. Les mutants étaient primés par les fermiers qui, peu à peu, à partir des années 1840 et 1844, s'intéressèrent aux poissons en tant qu'espèce ornementale et les croisèrent entre eux pour mieux les sélectionner: Ce fut le début de l'élevage des nishikigoi comme l'appellent les japonais, car seuls les koï nés et élevés au Japon sont authentiques.

Le mot japonais pour carpe étant « koï », il a été employé pour désigner toute carpe qu'elle soit sauvage ou domestiquée, n'existe toutefois aucune preuve attestant de la première fois qu'il aurait été utilisé pour nommer les variétés chamarrées actuelles. Au cours des ans, les carpes colorées ont reçu des noms : Les premières qui furent exportées vers l'Occident étaient surtout rougis ou rouge et blanc. Au début, elles étaient connues sous les noms de hanagoi (carpe fleurie), nishikigoi (carpe d'un joli tissu coloré), moyoogoi (carpe bigarrée) ou simplement carpe colorée. Aujourd'hui, on les appelle koï en Occident. Au Japon, elles étaient hirogoi ou irogoi (carpe colorée), puis goi ou koi, avant d'être nishikigoi, de nishiki, le nom d'un coûteux tissu multicolore importé de l'Inde en Chine et au Japon, et goi, « poisson » en japonais. Les japonais sont si fiers de leurs nishikigoi qu'ils ont fait de ce poisson l'emblème national du pays.

(18) STEVE,H et al.

2. Systématique ⁽¹¹⁾

La Systématique détaillée de cette espèce est décrite ci-dessous :

-Règne	<i>Animalia</i>
-Embranchement	<i>Chordata</i>
-Sous- Embranchement	<i>Gnathostomata</i>
-Classe	<i>Actinopterygii</i>
-Ordre	<i>Cypriniformes</i>
-Famille	<i>Cyprinidés</i>
-Genre	<u><i>Cyprinus</i></u>

En 1758, Linné baptise la carpe du nom de *Cyprinus carpio*

3. Morphologie et anatomie du koï ^{(14) (18)}

3.1. Morphologie

3.1.1. Morphologie de la carpe commune

La carpe est un poisson élancé, puissant, à corps ovalaire et oblongiforme. La longueur vaut 3.5 à 4,5 fois la plus grande hauteur. La tête est forte, obtuse, nue, son profil se prolonge avec celui du tronc. Les opercules sont striés. La bouche, ronde et lippue est protractile et légèrement infère. Deux paires de barbillons inégaux (les postérieurs sont les plus développés) sont situées à la commissure des lèvres. L'œil est petit et foncé (longueur de la tête valant 4.5 à 6 fois le diamètre de l'œil).

La nageoire dorsale est unique longue, soutenue par 3 à 4 rayons simples et 17 à 22 rayons rameux. La nageoire anale est très courte. La nageoire caudale est nettement échancrée à son bord postérieur, en deux lobes égaux. Les nageoires paires, pelviennes et pectorales, sont courtes, en forme de spatule, soutenues par des rayons mous.

La ligne latérale est presque droite et bien marquée. La teinte de la carpe commune varie selon le milieu: elle peut aller du blanc au noir en passant par le vert-bronze.

(11) HUET, M.

(14) NICOLAS, D.

3.1.2. Particularités morphologiques de la carpe koi

La carpe japonaise est plus mince que l'europpéenne, mais elle est néanmoins vigoureuse. La forme du corps est une donnée importante pour l'éleveur de kois. La section du poisson à son point de hauteur maximale (en avant de la nageoire dorsale) doit être circulaire. Le rapport hauteur/longueur doit être compris entre $1/2,5$ et $1/3$. Le corps doit être parfaitement symétrique et rectiligne, exception faite des déformations des femelles gravides. Le profil latéral doit être élancé. Mais ne doit pas rappeler la forme sauvage du poisson.

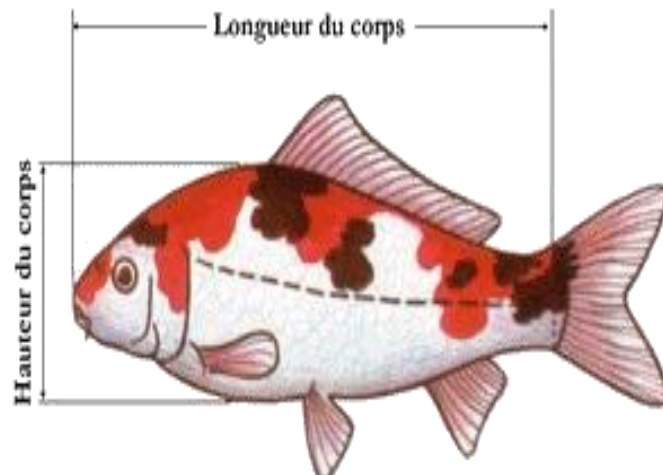


Fig.01 La forme idéal du carpe koi

Source: (14)

Les nageoires paires doivent être parfaitement symétrique, Les nageoires pectorales sont les plus visibles, quand on regarde le poisson du dessus. Elles doivent être longues et symétriques, selon les caractéristiques précédentes on distingue quatre types corporels:

A : Le Sinshu, qui a une tête ronde et n'a pas une belle forme corporelle.

B et C : Formes sauvages qui soit ont dégénéré à partir de kois échappés et retournés dans des zones naturelles, soit sont les types de base européens.

D : Forme typique idéale pour les Japonais.

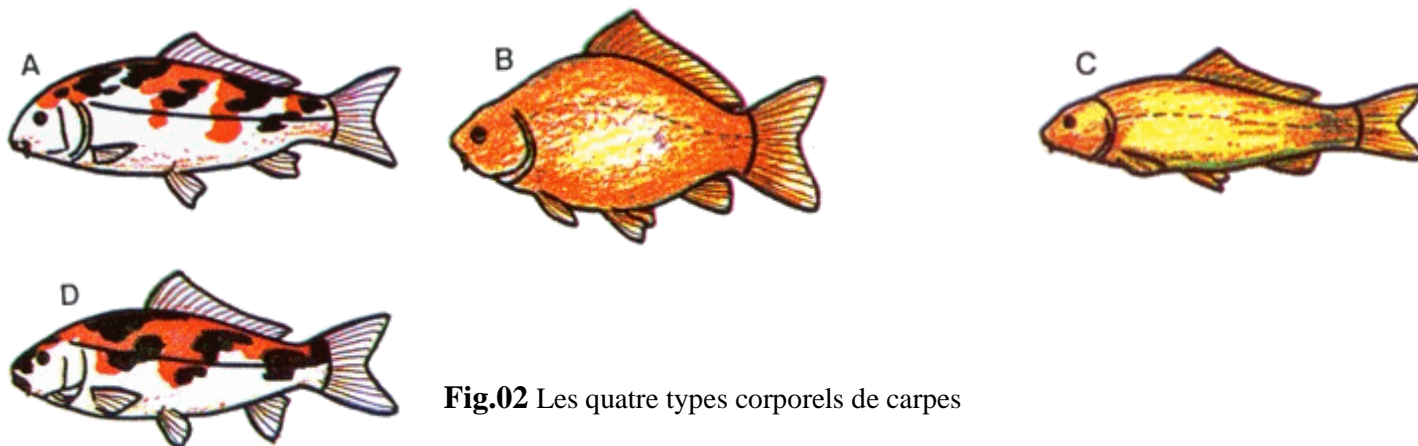


Fig.02 Les quatre types corporels de carpes

Source : (14)

Une Koï peut atteindre de 10 à 12 cm la première année, et de 20 à 30 cm la deuxième. Entre deux et trois ans, la Koï devient adulte et peut encore grandir de 10 cm ; il lui faudra sept années supplémentaires pour atteindre une longueur moyenne de 70 cm.

Comparativement aux autres poissons d'ornement, les Koïs ont une durée de vie élevée et, selon leur environnement, elles atteignent 15 à 20 ans et Elles peuvent atteindre parfois l'âge vénérable de 100 ans, ainsi que des poids de 5 à 10 kilos.

3.2. Anatomie

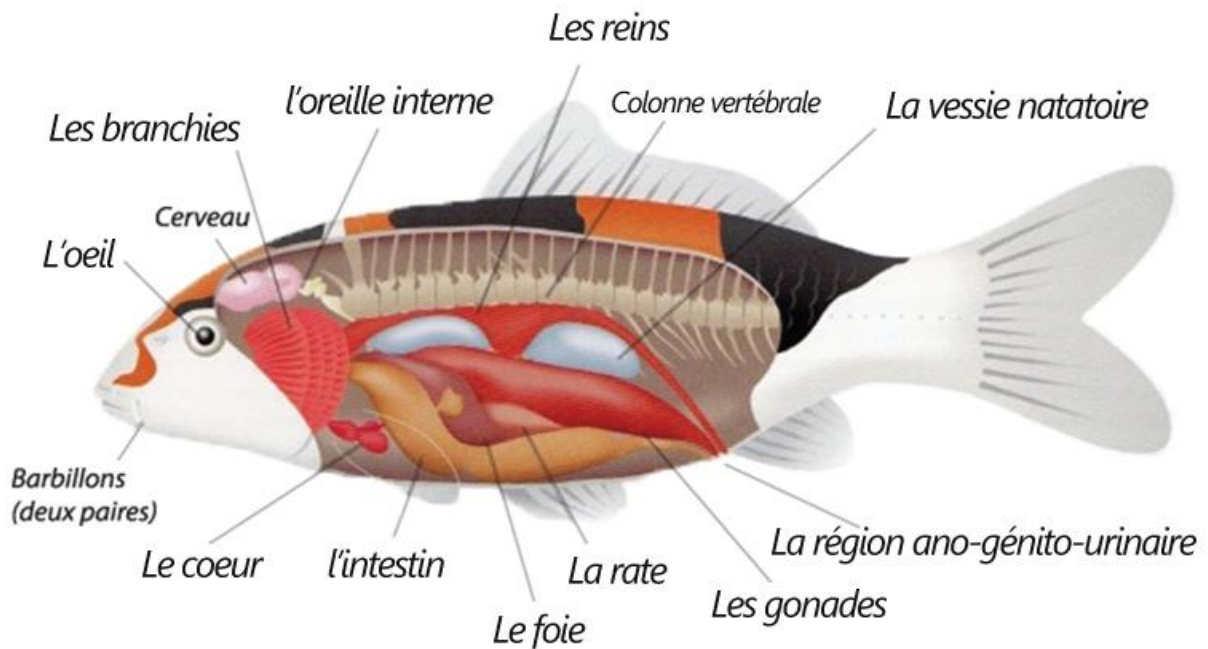


Fig.03 Anatomie générale de la carpe Koï

Source: (18)

4. Ecologie

4.1. Répartition géographique

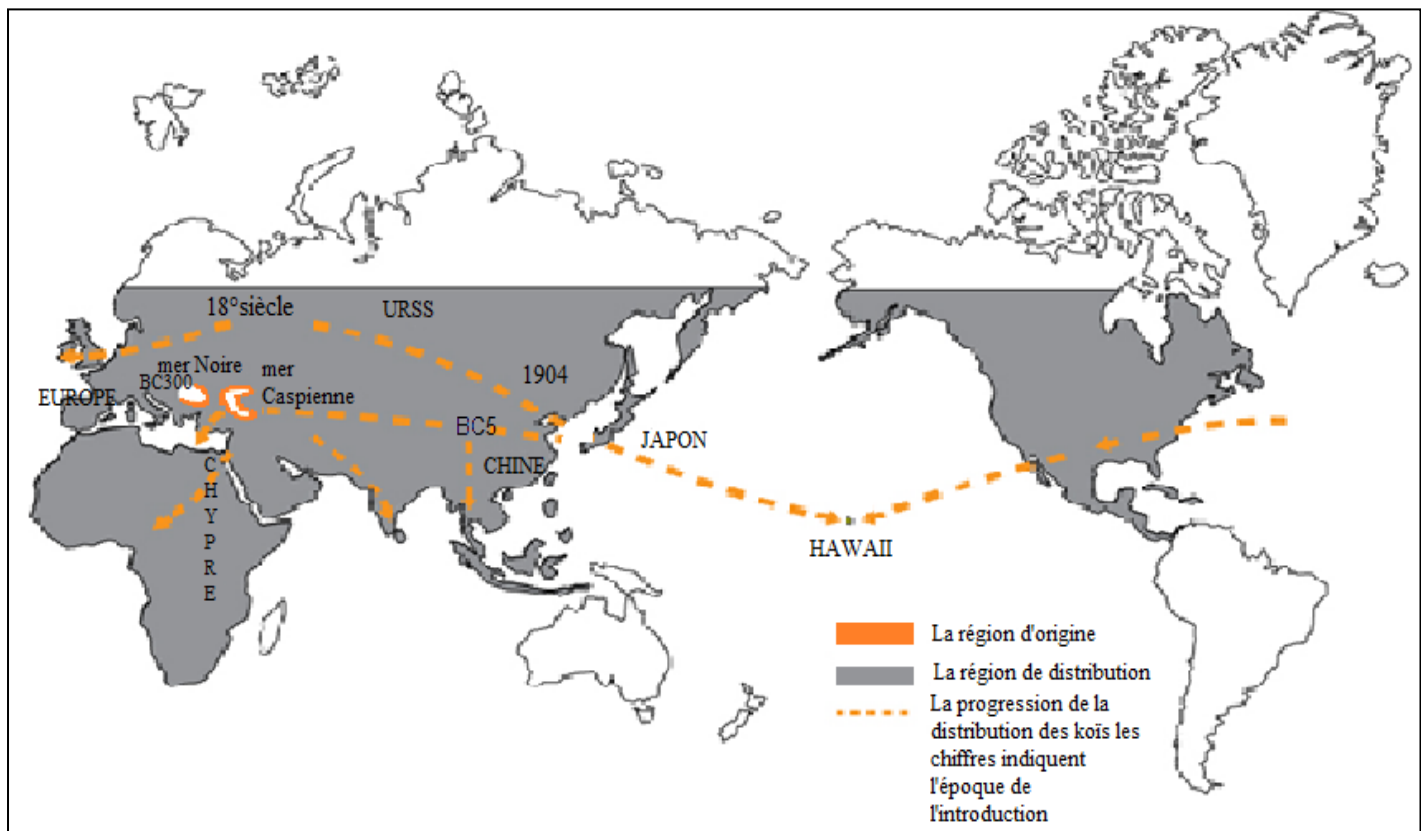


Fig.04 Répartition mondiale des carpes et leurs migrations

Source (13)

Le lieu d'origine de la carpe correspond aux fleuves côtiers de la mer Noire et de la mer Caspienne, l'élevage des koï a connu son apogée dans les années 1960. Tous les Japonais possédaient des koï chez eux. À cette époque, il existait plus de 3 000 éleveurs; aujourd'hui, ils ne sont plus qu'un millier.

Les éleveurs de koï sont presque tous japonais. Les raisons en sont, bien-sûr historiques (la région de Niigata est la plus importante productrice de koï, mais aussi techniques : les meilleurs reproducteurs appartiennent aux éleveurs Japonais, et ils sont les seuls à posséder des piscicultures capables de fournir cent millions d'animaux chaque année), le koï est maintenant un animal domestique aussi bien

En Chine, en Corée et en Thaïlande qu'en Palestine, en Afrique du Sud, aux États-Unis et en Europe, mais aucun élevage d'importance n'existe hors du Japon et des Etat Unis ⁽¹⁸⁾.

4.2. Paramètres physico-chimiques ⁽¹⁶⁾⁽¹⁸⁾

Des mesures régulières des paramètres de l'eau sont fondamentales dans le cadre d'un élevage sérieux de carpes Koïs.

4.2.1. Température

Etant des animaux à température variable, les carpes Koïs dépendent étroitement de la température de l'eau. Leur température préférentielle relativement élevée se situe entre 22°C et 28°C. Dans cet intervalle de température, tous leurs processus vitaux fonctionnent au mieux, leur système immunitaire est très actif, leur croissance optimale et les phénomènes liés à la reproduction avec la formation et l'émission de frai se passent sans problème.

On définit trois zones thermiques:

- La zone physiologique : intervalle de température propre à assurer le, bien-être total de l'espèce.
- La zone de, perturbation: seuils inférieur et supérieur à partir des quels l'espèce présente des troubles physiologiques (croissance, reproduction, résistance aux maladies).
- La zone de mortalité.

Cependant, les Koïs n'aiment pas les brusques variations de température. Elles ont des conséquences néfastes sur l'organisme, d'où l'incidence des maladies à certaines époques: les réchauffements au printemps et les rafraîchissements en automne, avec des différences de température souvent importantes entre le jour et la nuit. Il n'y a pas que le métabolisme des poissons qui réagisse aux variations de la température de l'eau.

(16) SANDRA,L.

4.2.2. Oxygène dissous

L'oxygène est vital pour les poissons. Parmi les nombreux facteurs affectant la solubilité de l'oxygène dans l'eau, le facteur de la température est le plus important. Dans l'eau froide, où l'oxygénation est correcte, les koi, peu actifs, n'ont qu'un besoin limité en oxygène, mais, quand l'eau se réchauffe, principalement en été, les risques dus à un manque sont plus élevés.

Il faut savoir qu'un koi sain en âge de se reproduire a besoin de 6 mg d'oxygène dissous par litre d'eau. Même si les koi tolèrent un taux avoisinant les 3 mg par litre pendant une courte période, ce faible taux est responsable d'un grand stress.

Il n'y a pas que les poissons qui utilisent l'oxygène de l'eau. Les plantes, les algues et les bactéries interviennent également dans la quantité d'oxygène. Ainsi la prolifération des algues filamenteuses en été: comme toute autre plantes vertes produisent un dégagement d'oxygène pendant la journée, mais, la nuit, elles absorbent de l'oxygène et rejettent du gaz carbonique.

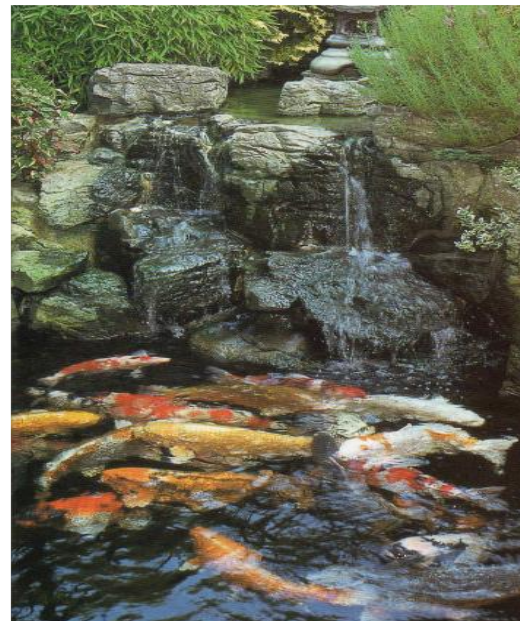


Fig.05 les koi regroupent dans la zone la plus oxygénée et cherchent à respirer à la surface

Source:(16)

4.2.3. PH

La mesure du pH permet de savoir si l'eau possède des propriétés acides ou alcalines (basiques). Le mieux pour les Kois, une fois l'équilibre installé, est un pH proche de la neutralité (pH = 7,0), pouvant aller pH 6,0 à 8,0. De même que pour l'oxygène, les valeurs de pH varient au cours des jours en

Fonction de l'activité des plantes. Elles consomment pour se développer du gaz carbonique, qui possède un grand pouvoir tampons sur le pH. Quand la teneur de ce stabilisateur diminue, la valeur du pH augmente au cours de la journée, parfois jusqu'à des valeurs supérieures à 9,0. Des variations jour/nuit avec des écarts de pH de plusieurs unités représentent à long terme un stress énorme pour les Koïs et sont, par conséquent, un facteur déclenchant de maladies. La toxicité des produits du métabolisme ammonium/ammoniaque et de beaucoup d'autres substances dépend du pH.

4.2.4. Ammoniaque total

La teneur en ammonium total est fonction des composés azotés qui arrivent dans l'eau en tant que produit final du métabolisme (principalement à partir des branchies des poissons). La nourriture Pourrie dans l'eau, ou les cadavres d'animaux, de même que les micro-organismes morts massivement, peuvent aussi produire de l'ammonium.

Les proportions entre l'ammoniaque (NH_4) et l'ammonium (NH_3) sont liées et varient en fonction du PH, il se forme un pourcentage de plus en plus grand d'ammoniaque à partir de pH 8,0 environ. A des températures plus élevées la proportion d'ammoniaque toxique augmente encore, L'ammoniaque est un poison très puissant pour les cellules. Il agit directement au niveau des branchies et peut entraîner des lésions considérables. Le reste de l'organisme du poisson sera également endommagé par de forts taux d'ammoniaque parce que le produit final de son métabolisme ne pourra pas être suffisamment éliminé par les branchies. C'est pourquoi il faut essayer de maintenir le taux d'ammonium total (ammonium et ammoniaque) en dessous de valeurs mesurables.

4.2.5. Nitrites

Les nitrites sont très toxiques. Ils agissent sur l'hémoglobine, le transporteur de l'oxygène dans le sang et gênent son action. Les Koïs meurent finalement d'un manque d'oxygène interne et s'asphyxient elles mêmes, malgré une teneur en oxygène favorable dans l'eau Le taux de nitrites doit rester stable, en dessous de 0,1 mg/l. S'il monte au-dessus de 0,15mg/l, on doit immédiatement renouveler un tiers de l'eau car les bactéries filtratrices sont menacées. On peut également mélanger, dans l'eau du bassin, du sel non iodé à une concentration de 0,3% (3 kg/1000L) afin de réduire la toxicité pour les poissons.

4.2.6. Nitrates

Les nitrates sont le produit final de la décomposition des protéines. Le taux de nitrates est donc une valeur appropriée pour prévoir l'intervalle de temps nécessaire entre deux changements d'eau dans le bassin. Il s'agit d'un produit final, relativement non toxique, du fonctionnement bactérien du filtre. Des taux de nitrates d'environ 100mg/L peuvent être tolérés dans le bassin. Des valeurs jusqu'à 800mg/L sont relativement inoffensives pour les carpes, si l'on évite les variations trop brutales. Les taux très élevés nuisent plus aux jeunes animaux qu'aux adultes.

Les nitrates sont surtout dangereux quand ils provoquent la prolifération des algues (phénomène d'eutrophisation) dont le métabolisme fait varier fortement les autres caractéristiques de l'eau (principalement pH et oxygène) entre le jour et la nuit. Cela entraîne chez les poissons un stress d'adaptation considérable qui est cause souvent des maladies et, à long terme, de lésions.

Les amateurs de koï doivent veiller à ce que la qualité de l'eau du bassin soit la meilleure possible, car elle est souvent responsable des maladies et de la mort des poissons qui évoluent dans une eau de mauvaise qualité pendant quelques jours, même si vous la remplacez partiellement, sont sujets au stress et à toutes sortes de maladies infectieuses, et qui ne guérissent pas.

4.3. Comportement

Les Carpes sont des poissons méfiants. Elles vivent en bancs dans les eaux calmes, étangs, rivières ou lacs. Poissons grégaires, elles vivent en troupes comportant des individus de taille semblable, mais les gros sujets âgés sont volontiers solitaires. Elles apprécient les eaux ensoleillées à fond sablo-vaseux, riches en herbes aquatiques et obstacles naturels (troncs immergés ...), Les bancs effectuent des parcours précis entre les zones de repos et les zones d'alimentation, Leurs trajets sont jalonnés de marsouinages et de sauts. En été, par grosse chaleur, l'activité des carpes est surtout nocturne. En hiver, elles s'engourdissent et se tiennent près du fond ⁽¹⁹⁾.

(19) <http://www.kpaeace.com/carpe/moeurs/>

4.4. Régime alimentaire ⁽⁷⁾

La carpe est un poisson omnivore (ou polyphage) à forte tendance carnivore. Elle possède un large spectre alimentaire avec une préférence pour la nourriture benthique la plus disponible au moindre effort: proies animales et végétales benthiques (Crustacés Ostracodes, Mollusques : escargots, bullins, limnées.

La part peu importante des plantes aquatiques dans le régime s'explique par le manque de dents permettant leur incision et par un déficit en une enzyme digestive: la cellulase. Des débris végétaux, des macrophytes morts et divers débris organiques (et même minéraux) sont ingérés sur le fond, correspondant à une activité benthophage.

L'activité alimentaire est dominante au début et à la fin de la journée et la nuit. Son activité trophique est très élevée durant l'été mais elle cesse de se nourrir à des températures < 6 °C et supporte bien ces longues périodes de jeûne.

5. Coloration et pigmentation de la koï ⁽¹²⁾⁽¹⁴⁾

La couleur des poissons peut être due à des phénomènes physiques (réflexion, diffraction, interférences) ou à des phénomènes chimiques (pigmentation). Les matières colorantes ou pigments peuvent imprégner les tissus ou être fixés dans des cellules particulières appelées chromatophores. Ce sont des cellules pigmentaires dermiques que l'on peut diviser, selon leur couleur, en érythrophores (rouges) xanthophores (jaunes) mélanophores (noires) et leucophores (blanches). Ces couleurs correspondent à quatre pigments différents.

Les caroténoïdes sont des pigments jaunes, oranges ou rouges, liposolubles, produits d'oxydation des hydrocarbures. Chez les poissons, leur origine est purement exogène (alimentaire). Le pigment absorbé est transformé puis fixé dans les graisses et les chromatophores (érythrophores dans ce cas). Ces pigments sont apparentés à la vitamine A (rôle dans la croissance du poisson).

(7) BRUSLE J., QUIGNARD J.P.

(12) JACQUES B., QUIGNARD J.P.

Les flavines sont des pigments jaunes, hydrosolubles et fluorescents, verts pour la riboflavine (vitamine B2) et bleu pour la fluorescyanine (dont le genre *Cyprinus* est très pourvu). Elles se trouvent généralement au voisinage ou dans les mélanophores: ils sont alors poly chromatiques

Les mélanines sont des pigments noirs. Mais qui peuvent donner des couleurs brunes ou jaunes quand ils sont en faible quantité. Elles se trouvent sous forme de grains, dans les cellules mélanophores. Elles résultent de la dégradation de protéines (origine endogène).

Les guanines sont des pigments puriques qui confèrent des couleurs blanches, irisées ou argentées.

6. Biologie

6.1. Reproduction

6.1.1. Période et âge de la première maturation ⁽¹⁴⁾

Les carpes se reproduisent à partir d'avril dans les pays chauds, et jusqu'en août, lorsque la température de l'eau dépasse 20°C, seuil de maturation des glandes sexuelles des reproducteurs, d'incubation des œufs et de multiplication du plancton végétal et animal, nourriture des jeunes alevins. La pièce d'eau doit être bien oxygénée, l'âge de première maturité sexuelle est de 2 ans pour les mâles et de 3 ans pour les femelles (moins en région tempérée chaude et tropicale, soit respectivement 1 an et 2 ans.

6.1.2. Dimorphisme sexuel ⁽¹⁴⁾

Les différences entre un mâle et une femelle du même âge sont au nombre de sept:

- Les mâles sont plus petits que les femelles.
- Les femelles ont le lobe inférieur de la nageoire caudale plus long que les male.
- Les mâles sont plus sveltes que les femelles, surtout au printemps, avant le frai, lorsque les femelles sont dilatées par les œufs.
- Les mâles ont des nageoires pectorales plus grandes et plus massives que les femelles.
- Les mâles portent des boutons blancs, appelés boutons de noce ou organes perliformes, sur la tête et autour de la bouche, ainsi que sur les opercules, les nageoires pectorales et le dos. Il s'agit d'épaississements locaux de l'épiderme, avec production, à la période nuptial uniquement, d'une chape cornée sujette à la mue.

- L'anus des mâles est un peu plus creux et petit, celui de la femelle est plus grand et plat.
- Au moment du frai, l'oviducte de la femelle est visible (il forme une petite boule à la hauteur de l'anus), tandis que chez le mâle, le spermiducte n'apparaît pas.

6.1.3. Cycle sexuel

6.1.3.1. L'ovogénèse ⁽⁶⁾

La gamétogenèse femelle ou ovogenèse comporte plusieurs phases:

-Multiplication de la cellule germinale initiale (ovogonie) qui se transforme en ovocyte de réserve vitelline pour le futur embryon, c'est la vitéllogénèse.

-Croissance ovocytaire , phase de maturation ovocytaire conduisant à l'ovocyte de première ordre qui est dit " mature " en atteignant la taille du gamète femelle définitif , à ce stade , des variations importantes du poids des ovaires traduisent l'accroissement progressif de la taille des ovocytes par suite de l'accumulation du vitellus .

-Division réductionnelle aboutissant à la formation de chaque ovocyte de second ordre et globule polaire qui correspond un second ovocyte.

- Enfin , une seconde division cellulaire aboutit à la formation de chaque ovocyte de second ordre , d'un ovule et d'un nouveau globule polaire . C'est la phase de l'ovulation durant laquelle l'ovocyte est expulsé hors de structure folliculaires.

Mis en évidence quand l'ovocyte a terminé sa croissance, son noyau (ou vésicule germinative, VG) migre du centre vers le pôle animal où se situe le micropyle. Ce dernier forme un petit orifice dans la membrane ovocytaire ou chorion avec un diamètre allant de 2.5 à 23.0µm selon les espèces. Il permet la pénétration du spermatozoïde lors de la fécondation. Après cette migration, la membrane de la vésicule germinative se déchire et son contenu se disperse dans le cytoplasme avoisinant (phase appelée cassure de la vésicule germinale).

6.1.3.2. Spermatogénèse ⁽¹⁰⁾

Les spermatozoïdes sont formés dans les testicules dès l'automne et y subsistent jusqu'à la saison de reproduction. Les cellules de Sertoli forment des cystes dans lesquels l'évolution des cellules germinales est synchrone. Ces cystes contiennent des spermatogonies de type A, entourés de cellules

(6) BILLARD, R.

(10) HARVE , M.

Somatiques, qui subissent la division mitotique pour devenir des spermatogonies de type B plus petites que leurs cellules mères, Les cellules somatiques se divisent et forment l'enveloppe des cystes.

Les spermatocytes primaires apparaissent dès la première division méiotique des spermatogonies B. Avant d'arriver au stade spermatocyte secondaire, les spermatocytes primaires passent du stade leptotène avec des noyaux homogènes, au stade zygotène où les complexes synaptonémaux, représentant les chromosomes en division méiotique active, commencent à se former dans le noyau. Puis, les spermatocytes passent au stade pachytène caractérisé par un noyau presque rond, des chromatines hétérogènes et des complexes synaptonémaux proéminents. Suite aux divisions méiotiques secondaires, les spermatides légèrement plus petites que les spermatocytes secondaires, apparaissent une série de transformations cytologiques (spermiogénèse) intervient au cours desquelles chaque spermatide se différencie en spermatozoïde. Puis, les spermatozoïdes se détachent des cellules de Sertoli, les cystes s'ouvrent et les spermatozoïdes sont libérés dans le spermiducte, c'est la spermiation .

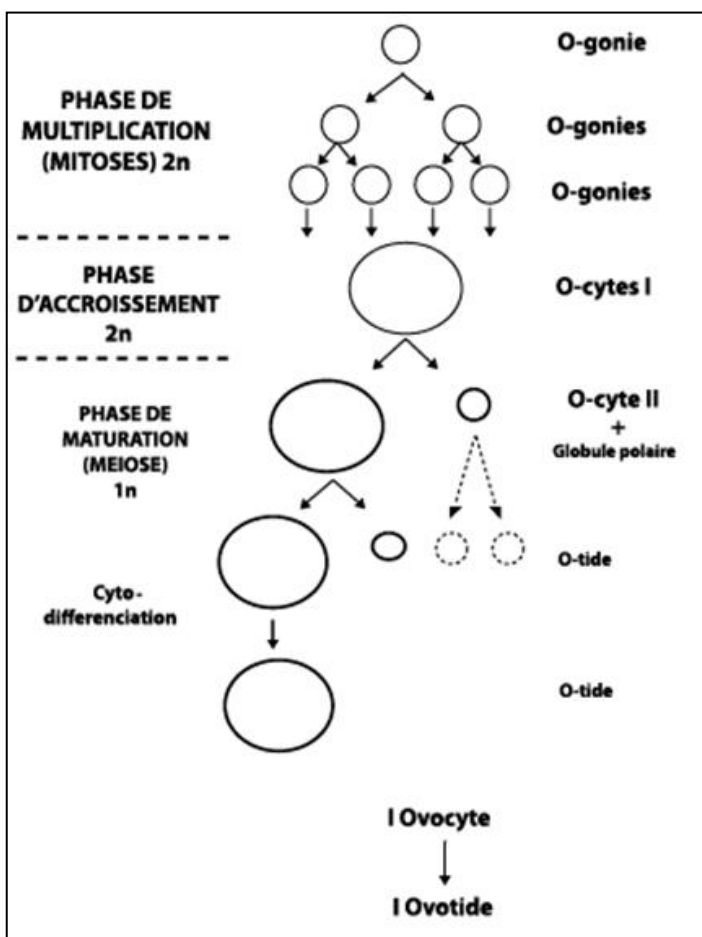


Fig.06 Etapes de ovogénèse chez les poissons (D'après Barnabé, 1995)

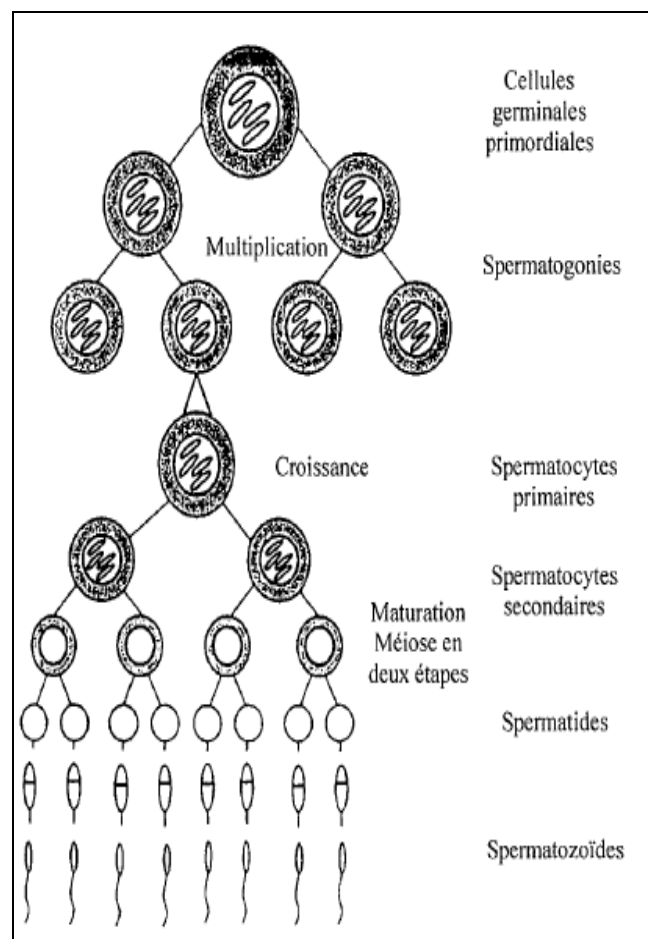


Fig.07 Etapes de la spermatogénèse chez les poissons téléostéens (D'après Jobling, 1995)

6.1.4. Les Facteurs influençant la reproduction

Plusieurs facteurs du milieu ont une influence considérable sur les différentes phases de la gamétogenèse, la maturation et l'ovulation. Bien que de nombreux facteurs environnementaux comme la photopériode, la température, les précipitations, l'approvisionnement en nourriture et les phéromones aient été identifiés comme des facteurs importants.

6.1.4.1. Alimentation

Les besoins métaboliques sont couverts par l'alimentation qui est le premier facteur de régulation de la gamétogenèse. De nombreux travaux ont démontré que la maturation ovarienne était accélérée chez des carpes nourries à un régime riche en protéines ⁽⁹⁾ et des carences alimentaires en acide gras essentiels appliqués à des carpes femelles se traduisent par une diminution de la qualité des gamètes produits et des mortalités embryonnaires ⁽³⁾.

L'alimentation agit de deux manières: ⁽⁶⁾

-Action direct sur l'élaboration du vitellus.

-Action indirect sur l'activité hypophysaire.

6.1.4.2. Photopériode ⁽¹⁰⁾

Les changements saisonniers de la durée du jour sont principalement responsables du déclenchement et de la synchronisation de la reproduction chez la majorité des poissons. Les premiers travaux sur les effets de la photopériode chez les poissons dans les années 1970 et 1980 suggéraient que la longueur du jour était le facteur critique et une fois le niveau seuil de la photophase atteint durant le cycle saisonnier de lumière, la maturation était alors induite.

(3) BARNABE, G.

(6) BILLARD, R.

(9) HARVEY B.J.

6.1.4.2.1. Les organes photosensibles chez les poissons

La rétine et la glande pinéal sont les deux organes essentiels impliqués dans la détection des signaux photopériodiques. Ces signaux vont être interprétés au niveau du cerveau. Ces organes sont à la base de la cascade de transmission de l'information environnementale au niveau de l'axe cerveau - hypophyse -gonade.

- **La rétine**

Les yeux chez les poissons sont similaires à ceux de tous les vertébrés, la rétine présente à la fois des cellules réceptrices et des éléments neuronaux. La photoréception se produit au niveau de la rétine munie de cinq catégories de neurones: les photorécepteurs sous la forme de bâtonnets et de cônes, les cellules bipolaires, les cellules horizontales, les cellules amacrines et les cellules ganglionnaires toutes reliées entre elles par un réseau de synapses. Ainsi, la lumière doit passer à travers la pupille et la lentille puis les nerfs optiques, les cellules bipolaires et ganglionnaires avant d'être absorbée par les photorécepteurs.

- **La glande pinéale**

La glande pinéale chez les poissons Téléostéens est un organe photosensible qui contient des cellules photoréceptrices similaires à celles de la rétine .Elle est une composante du système nerveux central qui constituerait un système de réponse aux variations photopériodiques chez l'animal, c'est-à-dire le système responsable de la synchronisation journalière et saisonnière des rythmes physiologiques. La glande pinéale doit être considérée comme une partie du système qui interagit avec d'autres structures photosensibles, comme la rétine ou des photorécepteurs extra-rétiniens et non-pinéaux, et des générateurs de rythmes circadiens.

6.1.4.2.2. Le mode d'action du régime photopériode

Comme chez les autres vertébrés, la rétine des poissons comprend deux types principaux de pigments : la rhodopsine et porphyropsine.

Lorsque le pigment absorbe le photon sa structure se modifie et entraîne des réponses électrochimiques dans la cellule. La réponse de la cellule dépend du nombre de photons. Chaque pigment absorbe la lumière de différentes longueurs d'onde, Les réponses rétino-motrices désignent les modifications du pigment épithélial rétinien permettant l'adaptation aux différentes conditions d'éclairement et donc à la photopériode. La transmission de l'information vers le cerveau se fait par couplage électrique des photoréceptrices et par couplage hormonal grâce à un neurotransmetteur (glutamate ou aspartate) .

D'autre part, son travail au niveau de la glande pinéale, les stimuli photopériodiques agissent via des systèmes de transduction, comme le système hypothalamus-glande pinéale qui stimulerait via des synthèses hormonales l'axe hypophyse - gonade. La mélatonine (période nyctémère) et d'autres indoléamines comme la sérotonine (période diurne), libérée dans la circulation sanguine par la glande pinéale, constituent les principaux médiateurs dans le contrôle photopériodique des cycles de reproduction.

6.1.4.3. Température

On sait depuis longtemps que les espèces tempérées croissent plus rapidement et atteignent la maturité sexuelle plus tôt lorsqu'elles sont élevées dans un climat tropical. Les carpes en sont un exemple, qui ont été élevées avec succès dans des régions aussi éloignées les unes des autres que Russie et Malaisie. A Moscou, par exemple, les carpes atteignent leur maturité sexuelle à 10 ans alors qu'elles y arrivent après seulement 2 ans en Malaisie dans des climats chauds ⁽⁹⁾.

De nombreux travaux suggèrent que la gonadogenèse des carpes et autres Cyprinidés sont influencée par les variations de la température, chez la carpe commune *Cyprinus carpio* l'ovulation peut être obtenue simplement en soumettant des géniteurs à un choc thermique (passage de 16 à 24°C en 6-8 heures) débutant en fin de période d'éclairement ⁽¹⁰⁾.

La maturation des gonades est un résultat des séries en chaîne des réactions contrôlées par des enzymes spécifiques (protéines) son travail est directement influencé par la température, donc le rôle de la chaleur est d'accélérer ces réactions

6.1.5. Les différents types de stéroïdes sexuels ⁽¹⁰⁾

Des stéroïdes agissent sur des tissus cibles pour réguler la maturation des gamètes, coordonner la reproduction et contribuer au développement de caractères sexuels secondaires. **Scott et Canario (1987)** ont montré que pendant la vitellogénèse, les ovaires produisent plus particulièrement des stéroïdes en C₁₈ et C₁₉ (androgènes et œstrogènes). On distingue 3 grands groupes de stéroïdes sexuels agissant sur le cycle de reproduction des poissons:

6.1.5.1. Le progestagène

Deux stéroïdes ont ainsi été identifiés comme Stéroïdes Inducteurs de la Maturation ovocytaire finale (MIS) :

-17 α , 20 β , 21-trihydroxy-4-pregnen-3-one (20 β S, II-désoxycorticostéroïde).

-17, 20 β -dihydroxy-4-pregnen-3-one souvent appelé 17,20 β -P.

17,20 β -P se révèle être le médiateur de la GtH pour induire la spermiation chez les mâles des poissons La 17,20 β -P agit au niveau du spermiducte et entraîne l'élévation du pH (de 7.5 à 8), ce qui a pour effet d'augmenter la concentration d'AMPc des spermatozoïdes. C'est cet AMPc qui, via une protéine kinase, permettra au flagelle de se mettre en mouvement lors de l'émission des spermatozoïdes dans l'eau.

La 17,20 β -P et la 20 β S sont les inducteurs les plus efficaces de la maturation finale de l'ovocyte, chez les femelles, les stéroïdes en C₂₁ se sont révélés être extrêmement efficaces dans l'induction de la cassure de la vésicule germinale. Ils se retrouvent à des concentrations élevées dans le plasma sanguin lors de la maturation ovocytaire finale.

6.1.5.2. Les androgènes

Principalement la testostérone et la II-kétotestostérone, définissent plutôt comme des hormones mâles sont les androgènes et le progestagène majeurs produits par les cellules de Leydig sous stimulation gonadotrope et agirait via les cellules de Sertoli pour produire un facteur initiateur de la spermatogénèse chez les poissons ces androgènes jouent également un rôle dans l'expression des caractères sexuels secondaires et le comportement de reproduction mâle.

6.1.5.3. Les œstrogènes (E2)

17 β - œstradiol chez les femelles, L'œstradiol est secrétée par les follicules pendant la phase de croissance folliculaire dont le rôle : stimulation la synthèse de la vitellogénine (VTG) par les hépatocytes.

6.1.6. Les prostaglandines et leur rôle sur l'ovulation et la ponte

Chez les Téléostéens, l'augmentation de la synthèse des prostaglandines (PG) soit par la GtH-II soit par le stéroïde inducteur de la maturation (MIS), apparaît nécessaire pour assurer l'ovulation. Comme cela a été montré chez les mâles de poisson rouge les prostaglandines joueraient également un rôle essentiel dans la synchronisation des comportements de reproduction et donc de l'ovulation, en agissant comme des précurseurs dans la production de phéromones sexuelles.

6.1.7. Contrôle neuro-endocrinien de la gamétogénèse

Mise en évidence:

Les hormones gonadotropes hypophysaires GtH-I et GtH-II s'apparentent respectivement à la fSH (hormone folliculaire stéroïdienne) et à la LH (Hormone Lutéinisante).

- ❖ La synthèse de GtH-I serait principalement impliquée dans les étapes de la gamétogénèse des poissons. Ce dernier augmente au moment du déclenchement de la vitéllogénèse, stimule les cellules de Sertoli, lesquelles vont activer et déclencher la spermatogénèse.

- ❖ La GtH-II provoque la maturation ovocytaire en stimulant la synthèse par les cellules folliculaires de stéroïdes appelés MIS (stéroïde inducteur de la maturation) stimule les cellules de Leydig, lesquelles vont produire la testostérone, hormone mâle qui va agir sur toutes les cellules du corps, en faisant apparaître, entre autres, les caractères sexuels secondaires.

Les diverses étapes de la reproduction chez les vertèbres sont coordonnées par les systèmes nerveux et endocrinien agissant de concert. On y constate que l'action neurale prédomine au début, pour être remplacée par la suite par l'action hormonale. La réception de stimuli de l'environnement, tels que longueur du jour (photopériode), température et précipitation, relève du système nerveux et comporte le passage de l'information des récepteurs sensoriels au cerveau. Cette information, au moment où elle atteint l'hypothalamus, détermine l'activité hypophysaire par le biais de messagers chimiques appelés hormones libérantes GnRH⁽⁹⁾. Ces dernières à leur tour incitent l'hypophyse à libérer dans l'appareil circulatoire général une hormone dont l'organe cible est la gonade. Cette hormone porte le nom de gonadotrophine. Elle est transportée par l'appareil circulatoire vers la gonade, où elle déclenche à son tour la production de stéroïdes sexuels par les cellules non sexuelles de la gonade. Les hormones stéroïdes comme androgène, œstrogène et progestagène provoquent directement le développement des gonades et sont capables de rétroaction sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. La transition entre l'information neurale et le contrôle hormonal se produit à l'interface hypothalamus-hypophyse⁽¹⁰⁾.

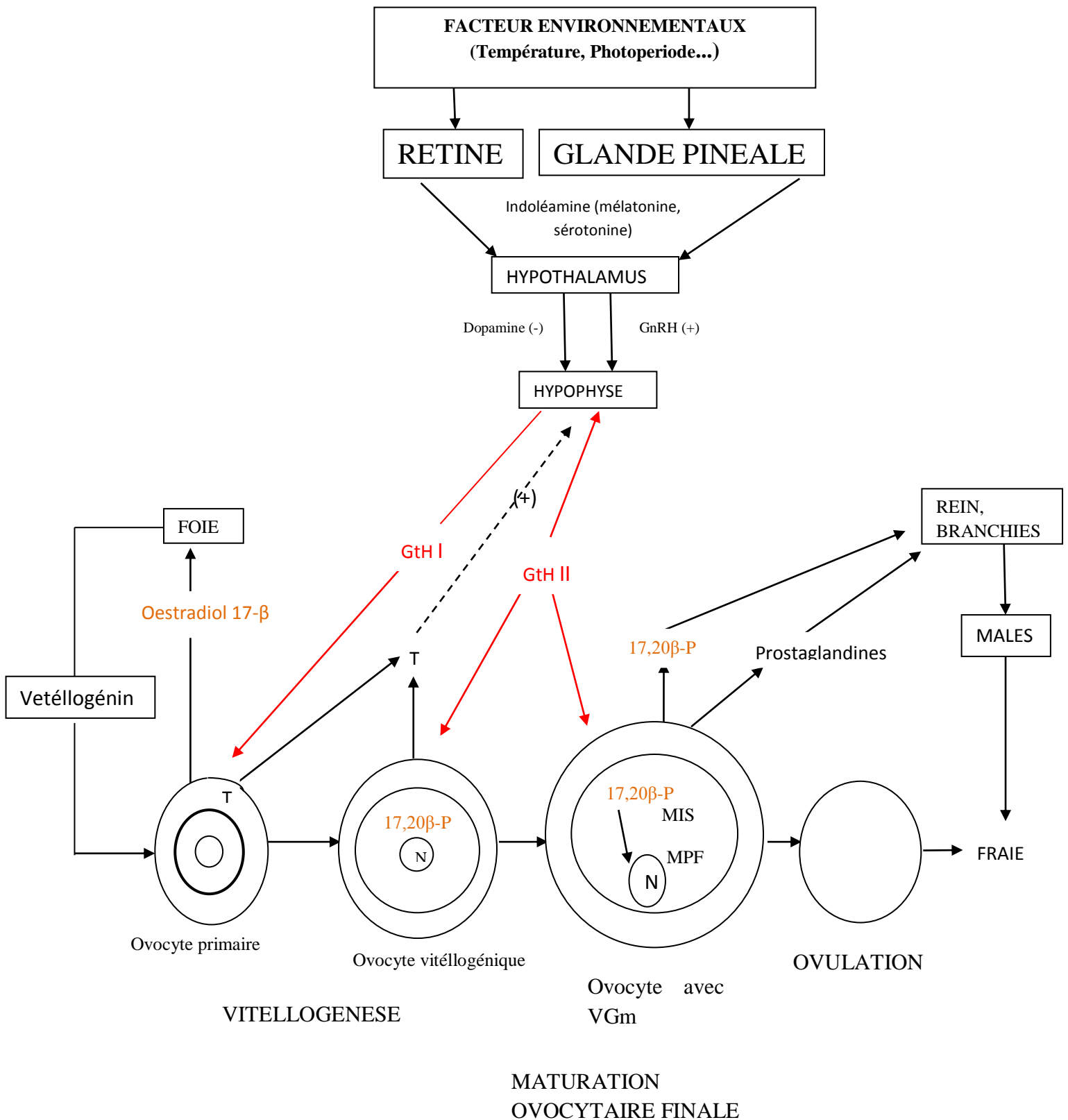


Fig 8: Schéma récapitulatif de l'influence des facteurs environnementaux, via les synthèses hormonales, sur les principales étapes de la maturation sexuelle chez les poissons selon Migaud **Source:(10)**

6.1.8. Les modes de reproduction

6.1.8.1. Reproduction naturelle

Dans le cas de la reproduction naturelle, les poissons mâles et femelles sont placés ensemble dans une zone de ponte où ils pondent naturellement, à fin que la fécondation des ovules par les spermatozoïdes se réalise de façon naturelle. Pour une fécondation naturelle il faut trois mâles et une femelle.



Fig.9 Les koi se préparent à frayer. Plusieurs mâles acculent une femelle dans un coin et lui donnent des coups de museau pour l'encourager à pondre dans les algues filamenteuses (à gauche).

Source :(18)

6.1.8.2. Hypophysation des géniteurs (reproduction artificielle):

Technique réservée au professionnel, Cette méthode permet d'assurer la synchronisation des ovulations, elle consiste à injecter un extrait d'hypophyse de carpe, la maturation des gonades est alors obtenue en quelques heures en fonction de la température, l'extrait d'hypophyse sera injecté en deux fois aux femelles. Le mâle ne reçoit qu'une dose administrée le plus souvent en même temps que la deuxième injection est appliquée aux femelles, les gamètes mâles et femelles sont expulsés puis fertilisés est mis dans des incubateurs à des conditions optimales contrôlées.

On distingue deux méthodes :

Méthode humide: Les ovules et la laitance sont déposés dans un récipient rempli à moitié d'eau.

Méthode sèche: Elle consiste à récolter les ovules et les spermatozoïdes dans un récipient bien sec, ensuite on les mélange avec de l'eau.

Chapitre II

Matériels et méthodes

1. Présentation de la structure d'accueil

Un stage pratique a été réalisé au niveau du Jardin d'Essai El hamma, wilaya d'Alger. Ce jardin a été créé en 1832 afin d'introduire des espèces animales ou végétales en Algérie. C'est un jardin luxuriant, véritable joyau écologique. Il est considéré comme l'un des jardins d'essai et d'acclimatation les plus importants au monde.



Fig.10 Situation géographique du Jardin d'Essai Alger

2. Equipments

2.1. Bacs et aquarium

Deux bacs et un aquarium vivier ont été utilisés pour le stockage des géniteurs. Ces bacs sont en polyéthylène avec des dimensions de $2\text{m} \times 1\text{m} \times 70\text{m}$ (longueurs \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 $180\text{cm} \times 80\text{cm} \times 90\text{cm}$ (longueurs \times largeur \times hauteur) et est muni d'un système de filtration mécanique et bactériologique, il est utilisé pour stockage des femelles dont l'état de maturation est plus avancé. .

3. Géniteurs

Pour les besoins de nos expérimentations, nous avons utilisé 10 géniteurs (6 femelles et 4 mâles).

3.1. Pêche des géniteurs

La pêche des géniteurs de la carpe koï, au niveau du jardin d'essai à Alger, a été réalisée à l'aide des deux filets.

La méthode consiste à fixer le filet trimail dans un endroit, puis les poissons sont encerclés par un autre filet (senne) pour les condenser entre les deux filets dans un endroit pour faciliter la pêche à l'aide de l'épuisette.



Fig.11 et Fig.12 Capture des géniteurs (Badi. 2012)

3.2. Sélection et sexage

Nos géniteurs de carpe koï sont sélectionnés parmi les meilleurs sujets de notre élevage, en effet notre choix a été fait selon les critères suivants:

La conformation: La forme du corps et la couleur.

L'état sanitaire: Absence de mal formation et de maladies.

Le poids: Choisir un poids moyen permettant des manipulations.

Le « **sexage** » est plus facile à réaliser lors de la période de frai :

- ❖ Les mâles ont un comportement plus vif et leur corps relativement fin est plus allongé que celui des femelles. Ces nageoires pectorales sont souvent plus grandes et fortes que celles des femelles. Leur sexe se présente sous une forme concave allongée. En période de frai, ils peuvent libérer de la laitance en pratiquant une légère pression sur les cotés de l'abdomen.
- ❖ Les femelles prêtes à pondre ont un abdomen large et souple. Leur sexe est de forme convexe arrondi et éventuellement turgescents. Une légère pression sur les cotés de l'abdomen peut provoquer la perte de quelques ovules. Dans les cas extrêmes de maturation, des ovules peuvent être évacués en grandes quantités à la moindre manipulation des femelles.



Fig.13et Fig.14 Sélection et sexage (Badi. 2012)

3.3. Transport et adaptation

Les géniteurs ont été transportés à l'aide de grandes bassines remplies avec l'eau du bassin, portées sur un mini-tracteur, puis ils sont stockés séparément selon leur sexe, dans les bacs de stabulation et d'adaptation à l'intérieur de l'écloserie, avec une température constante de 25°C et une oxygénation en permanence.



Fig.15et Fig.16 Transport et stabulation (Badi, 2012)

3.4. 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 est associé à chaque étape comprend de manipulation les géniteurs hors de l'eau.

Les femelles sont mises dans un bain d'anesthésie, l'anesthésiant utilisé est le phénoxyéthanol à une concentration variante entre 0.1 et 0.5 ml/l d'eau ⁽⁶⁾. Pour notre travail nous avons utilisé une concentration de 0.5 ml/l d'eau. On a préparé 10l d'eau contenant 5ml de phénoxyéthanol, Les sujets

(6) BILLARD, R.

Sont prélevés à l'aide d'une épuisette, et tremper dans le phynoxy-ethanol, au bout de 2 à 3 minutes sont immobilisés.

IL existe aussi l'huile essentielle de clou de girofle: cette substance naturelle est biodégradable et non toxique. Avant de l'utiliser il faut préparer une solution-mère: 1 volume d'huile + 10 volumes d'alcool à 95°. Les doses anesthésiantes sont de l'ordre de 0,1 à 1 ml de solution-mère pour 1L d'eau ⁽¹⁷⁾.



Fig.17 Anesthésie des spécimens destinés à la reproduction

(Badi. 2012)

Précaution

- Il est préférable d'anesthésier qu'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 ⁽⁶⁾.

(17) SCHLUMBERGER,O.

3.5. Contrôle pondérale

Le pesage des géniteurs est une étape principale et indispensable pour déterminer les doses des injections hormonales correspondantes à chaque géniteur (mâle et femelle) ⁽⁴⁾.

Cette opération a été faite par une balance électronique de précision à 1g près.



Fig.18 Pesage de géniteur (Badi. 2012)

3.6. Marquage

Le marquage consiste à identifier individuellement ou collectivement les animaux aquatiques pendant le pas de temps requis pour l'information que l'on veut en tirer ⁽¹⁾.

Dans notre cas l'identification a été faite selon leur coloration naturelle des poissons.

(1) ARRIGNON,J.

(4) BARNABE,G .

3.7. Contrôle de l'état de maturité des gonades

La dose d'hormone à injecter va dépendre de l'état de la maturité des femelles. Divers paramètres se manifestent à leur maturation (souplesse, élasticité et rebondi de l'abdomen, proéminence et turgescence de la papille génitale) cependant, ces indices sont plus ou moins indicatifs, Il est alors préférable de se référer à la position du noyau (vésicule germinative, VG) de l'ovocyte qui constitue une bonne signature de l'état d'avancement de la maturation finale.

3.7.1. Préparation de l'éclaircisseur:

Il existe plusieurs types d'éclaircisseur, dans notre travail nous avons utilisé la solution du liquide de SERRA: Il est obtenu en mélangeant d'alcool(éthanol) à 95%, formol(40%) et d'acide acétique(99%) en proportion 6:3: 1, afin de bien visualiser la position de la VG⁽¹⁷⁾.

3.7.2. Prélèvement des ovocytes

Le prélèvement de l'ovocyte a été réalisé à l'aide d'un tuyau fin inséré via l'orifice génital des femelles. On aspire ainsi quelques ovocytes. Pour chaque femelle, un échantillon d'ovocyte est prélevé et mis dans une boîte de pétri contenant le liquide de Serra.



Fig.19 et Fig.20 Prélèvement des ovocytes (Badi. 2012)

3.8. Traitement hormonal

3.8.1. Préparation hormonale et doses injectées

3.8.1.1. Préparation hormonale

Pour notre essai nous avons utilisé L'EPC est un extrait hypophysaire de carpe sous forme de poudre, a été importée d'USA. L'EPC contient 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 les gonades. Cela déclenche la libération des ovules chez les femelles.

La pesée au mg peut présenter des difficultés au niveau d'une éclosérie pour cela au niveau du laboratoire de l'ENSSMAL nous avons préparé des petits flacons d'hypophyse (poudre) de 5ml contenant 5, 10, ou 20 mg, à l'aide d'une balance de précision.

3.8.1.2. Doses et nombres d'injection⁽¹⁶⁾

La quantité d'hypophyse nécessaire pour traiter un poids déterminé de géniteurs est diluée dans du sérum physiologique. Par exemple il est commode d'avoir une concentration finale de 3 mg/ml correspondant à l'injection de la dose standard via 2 ml de solution/kg de poids vif pour les femelles, administrée en deux injections:

-Première injection=1/10 de la dose totale est appelée injection de stimulation ("priming") . a pour effet de sensibiliser les organes reproducteurs du poisson et de faire évoluer les ovules vers les derniers stades de maturation.

-Le reste de la dose dans la deuxième injection pour déclencher l'ovulation. , Intervalle entre les deux injections: 240-300°C x h, soit 12- 15 heures a 20°C.

- Pour les mâles : une seule injection: 1 mg d'hypophyse/kg, pratiquée simultanément a la 2^{ème} injection des femelles.

Tableau 01 : Poids et doses d'extrait hypophysaire injecté pour les femelles

Géniteurs femelles				
Couleur du sujet	Poids vif (kg)	Dose totale de l'hypophyse mg	Dose de la 1er injection mg	Dose de la 2ème injection mg
Jaune voilée	1.360	4.08	0.4	3.68
Orange voilée	0.98	2.94	0.29	2.65
Blanche	1.400	4.2	0.42	3.78
Grise	0.850	2.55	0.25	2.3
Orange(grosse)	1.500	4.5	0.45	4.05
Blanche tacheté	1	3	0.3	2.7

Tableau 02 : Poids et doses d'extrait hypophysaire injecté pour les mâles

Géniteurs Mâles		
Couleur du sujet	Poids vif (kg)	Dose totale de l'hypophyse Mg
Grand orange	2	2
Grand gris et rouge	1.5	1.5
Rouge et blanc	1	1
Rouge blanc avec des tâches noires	1	1

3.8.2. Lieu 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 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; sinon, dans la cavité génitale ou dans le pédoncule caudale.

L'injection se fait avec une seringue graduée munie d'une aiguille, la piqûre se faisant sous une nageoire dorsale en enfonçant l'aiguille en oblique vers l'avant entre les écailles. Après avoir terminé, on remet les sujets injectés dans les bacs de stabulation, les sexes sont séparés.



Fig.21 Injection hormonal (Badi. 2012)

3.9. Fécondation artificielle

3.9.1. Prélèvement des ovules

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 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 fait délicatement car il ne faut pas abîmer le ventre du géniteur.



Fig.22 Prélèvement des ovules (Badi. 2012)

3.9.2. Prélèvement du sperme

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.



Fig.23 Prélèvement du sperme (Badi. 2012)

Afin de faciliter le travail on peut procéder d'abord au prélèvement de tous les mâles dont le sperme sera nécessaire aux opérations d'insémination par l'usage de tubes à essais ou de petits verres mais le stockage doit avoir lieu dans un récipient de large diamètre offrant une large surface de contact entre l'air et le sperme pour empêcher des phénomènes d'anoxie du fait de la forte densité, dans la laitance, de spermatozoïdes qui épuisent rapidement l'oxygène disponible dans le liquide séminal ⁽⁶⁾.

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, on appliquant un bouchon de papier souple au tissu humide dans le rectum de sujet manipulé
- La fragilité du spermatozoïde de 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 ⁽⁶⁾.

3.9.3. 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 pendant 2 a 3 minutes pour s'assurer d'une bonne fécondation .



Fig.24 Mélange des gamètes(Badi. 2012)

3.9.4. Ajout de la solution fécondante

Nous avons déjà préparé la solution traditionnelle de Woynarovich constituée de 40g de NaCl et 30g d'urée dans une 10 litre d'eau. Puis on mélange cette solution avec des œufs, pendant un durée de 45 min, en prenant un rapport œufs /solution de l'ordre de 1/10, tout en changeant la solution toute 15minutes. Ce bain permettant d'éliminer le mucus des œufs tout en favorisant l'activité du sperme en augmentant sa durée de vie ⁽²⁾. Le sel a pour rôle de créer un gradient de concentration permettant l'ouverture des pores des œufs et ainsi la pénétration des spermatozoïdes.

Remarque

Les spermatozoïdes de carpe et autres cyprinidés sont, comme la plupart de ceux des téléostéens, immobiles dans le testicule et le liquide séminal. L'immobilisation est due à la pression osmotique (Environ 300 milli Osmoles/kg) et la diminution de cette dernière, qui se produit lors de la dilution dans l'eau y entraîne immédiatement la mise en mouvement ⁽⁶⁾.



Fig.25 Ajout de la solution fécondante (**Badi. 2012**)

(2) BARNABE G.

3.10. Elimination de l'adhésivité

L'opération suivante consiste à éliminer la couche adhésive qui se développe autour de l'oeuf durant le processus d'hydratation et d'élimination de liquide ovarien riche en protéines qui accompagne les ovules lors de collecte manuelle. Dans notre opération nous avons utilisé la solution du lait dilué au 1/5 dans l'eau.

On verse sur la masse d'œufs un volume suffisant de solution pour la couvrir et l'ensemble est remué pendant 15 minutes l'opération a été répétée trois fois, puis évacué la solution (lait dilué). Les œufs fraîches sont ensuite rincés 3 fois avec l'eau douce pour assuré l'élimination de toutes les traces de lait sur les œufs.



Fig.26 Eliminations de l'adhésivité par le lait (Badi. 2012)

3.11. Incubation des œufs

L'incubation est la période pendant laquelle le poisson se développe dans l'œuf, les œufs sont mis à incuber dans les conditions les plus favorables à un développement normal et capables d'assurer leur survie. Après l'élimination de l'adhésivité les œufs ont été mis dans le bac d'incubation, l'eau doit être propre, bien oxygénée et la température a été réglée à 24°C.

L'incubation dure trois à cinq jours à 20°C, on voit apparaître les yeux de l'embryon vers le troisième jour ⁽¹²⁾. L'aération est indispensable, car les œufs fécondés ont besoin de beaucoup d'oxygène, selon la température de l'eau.



Fig.27 Incubation des œufs (**Badi. 2012**)

Chapitre III

Résultats et discussions

1. Maturation des gonades :

Après 5-10 minutes, les ovocytes deviennent translucides, et la vésicule germinative devient visible par transparence (loupe binoculaire). Cette vésicule germinative est le noyau de l'ovule qui migre progressivement du centre vers la périphérie de la cellule au fur et à mesure de la maturation finale. Ce n'est qu'aux stades 3-4 que l'injection hormonale est efficace chez les femelles et provoque l'émission d'ovules fécondables ⁽¹⁷⁾.

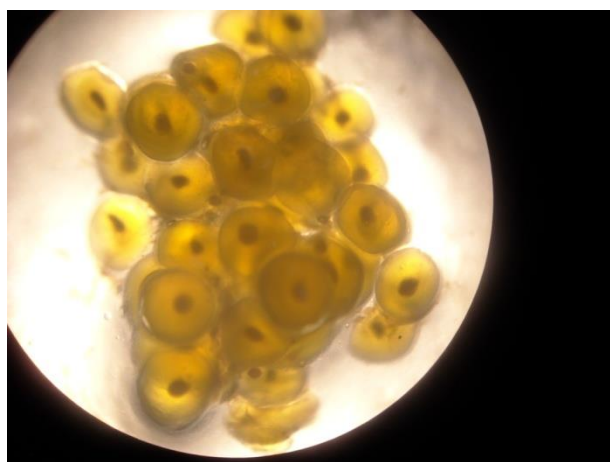


Fig.28 Ovules pas prête VG centrale

Fig.29 Ovules

(Badi. 2012)

2. Réponses à la stimulation hormonale

Tableau03 : Doses injectées et réponse pour les femelles

Sexe	Ordre	Couleur	Poids (Kg)	Dose (mg)	Réponse
Femelle	1	Jaune voilée	1.36	4.08	–
	2	Orange voilée	0.98	2.94	–
	3	Blanche	1.4	4.2	✓
	4	Grise	0.85	2.55	✓
	5	Orange(grosse)	1.5	4.5	✓
	6	Blanche tachetée	1	3	Morte

Sur les six femelles injectées une femelle a été morte et trois ont répondu favorablement à la stimulation hormonale soit un taux de réussite de 50% ce résultat est plus faible que le résultat 80% obtenu par **Billard.R**. 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.

Tableau 04 : Doses injectées et réponse pour les mâles

Sexe	Ordre	Couleur	Poids (Kg)	Dose (mg)	Réponse
Mâle	1	Grand orange	2	2	✓
	2	Grand gris et rouge	1.5	1.5	✓
	3	Rouge et blanc	1	1	✓
	4	Rouge blanc avec des tâches noires	1	1	✓

La réponse à la stimulation était totale pour les mâles, et par une quantité forte de laitance, qui peut être expliquée 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 spermatozoïdes libérés.

3. Estimation de la production des œufs:

D'après l'équation suivante

$$1\text{Kg de poids vifs} \longrightarrow 150000 \text{ ovules}$$

On a pu calculer théoriquement le nombre des ovules de chaque femelle.

Tableau 05: Nombre des ovules récoltés par des femelles

Sexe	Couleur	Poids vifs(Kg)	Nombre d'ovule
Femelle	Blanche	1.4	210000
	Grise	0.85	127500
	Orange grosse	1.5	225000

Donc les trois femelles injectées et qui ont répondu à stimulation hormonale nous ont permis de collecter environ 562500 ovules.

4. Condition d'incubation

Tableau 06: Paramètre d'incubation des œufs de la carpe koï dans le bac au jardin d'essai el hamma

Date	T(°C)	O ₂	PH	NH ₄
17/04/2012	24	6	7,4	Apparition d'écume au moment d'éclosion
18/04/2012	23	5,5	7,5	
19/04/2012	19	9	7,5	
20/04/2012début d'éclosion	24	7	7,8	
21/04/2012	24	7	7,8	

D'après le tableau, on remarque que la variation de la température et l'oxygène dissous non pas constituent un facteur limitant l'incubation (la dose d'oxygène limite pour l'incubation est de 2mg/L pour le PH inférieur à 5,5 supérieur à 9⁽¹⁾).

5. Développement embryonnaire

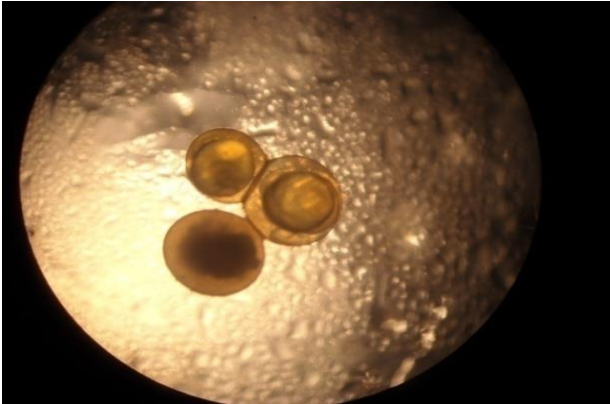


Fig.30 Morula 18 heures

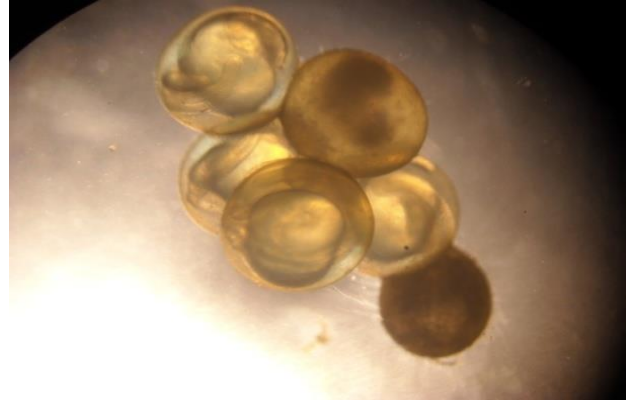


Fig.31 Embryon (après 40heurs)

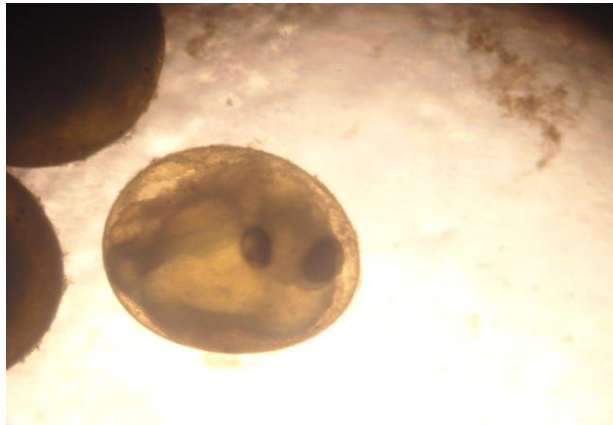


Fig.32 Stade oeuillé (après 2jours)

6. Ecllosion des œufs

L'écllosion a débuté après le troisième jour d'incubation. L'écllosion a duré 12h. A l'écllosion, les extrémités de l'appareil digestif (bouche et anus) de la larve ne sont pas encore ouverts, mais celle-ci dispose d'une réserve vitelline qui lui apporte l'énergie et les nutriments nécessaires pour achever sa formation, puis leur vessie natatoire se gonfle et enfin, au bout de 1 jour d'écllosion, ils se mettent à l'horizontale et nagent. Les alevins sont d'environ 7 mm de couleur jaune clair.

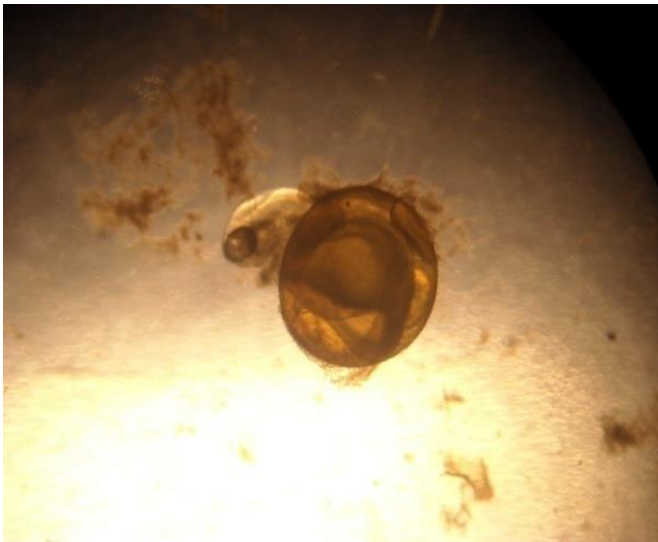


Fig.33 Poste éclosion (4jours)

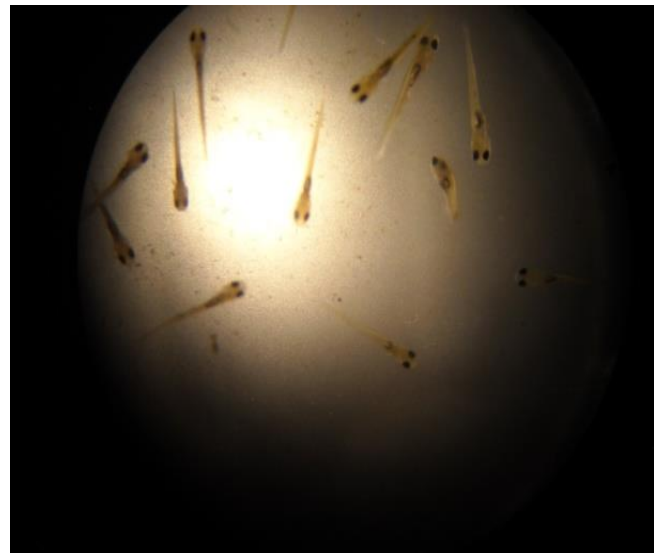


Fig.34 Larves (24heurs après)

(Badi. 2012)

7. Le taux d'éclosion

Pour estimer le taux d'éclosion nous avons effectué 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:

$$\begin{array}{l}
 V_0 \longrightarrow N_0 \\
 V_t \longrightarrow N_t?
 \end{array}$$

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

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

Application numérique:

$$\left. \begin{array}{l}
 V_0=0,25L \longrightarrow N_0=221 \text{ alvins} \\
 V_t=400L \longrightarrow N_t ?
 \end{array} \right\} N_t = \frac{400 \times 223}{0.25} = 353600 \text{ alvins}$$

Donc

$$T_e = 353600 / 562500 \times 100 = 63\%$$

Le taux d'éclosion est de 63%, ce résultat peut être expliqué par:

1-Colmatage et la précipitation des œufs sur le fond qui provoque l'asphyxie des œufs durant la phase d'incubation à cause de la carence des dispositifs tels que les bouteilles du Zoug qui les maintiennent en suspension.

2-Blocage du développement embryonnaire en raison d'une chute brutale de la température ambiante durant la nuit pendant la phase d'incubation.

3-Apparition de la *Saprolegnia*, dont les ramifications chevelues s'étendent rapidement sur les œufs vivants et en tuent certains, cette apparition de la *Saprolegnia sp* est expliquée par:

- Le non traitement des œufs au vert de malachite durant la phase d'incubation.
- Les œufs non fécondés n'ont pas été éliminés, en effet, ils constituent un substrat de base pour le développement de *Saprolegnia sp*.

4- Durant la phase d'incubation les œufs ont été attaqués par les cyclops qui sont introduits dans le milieu qu'on a utilisé eau de source .

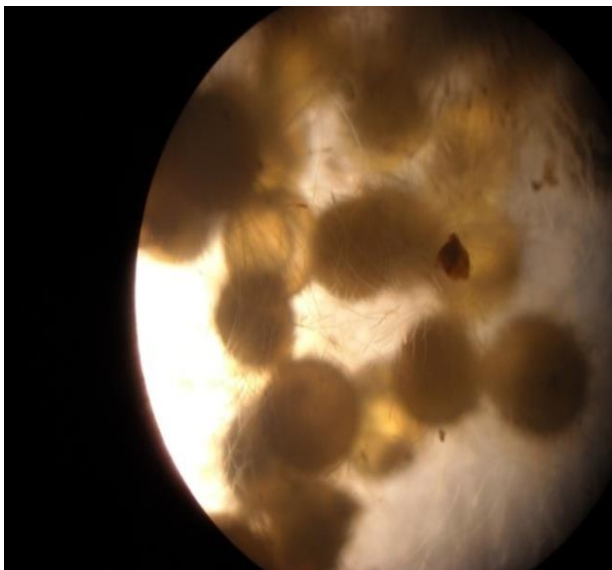


Fig.35 Œufs attaqués par *Saprolegnia sp*

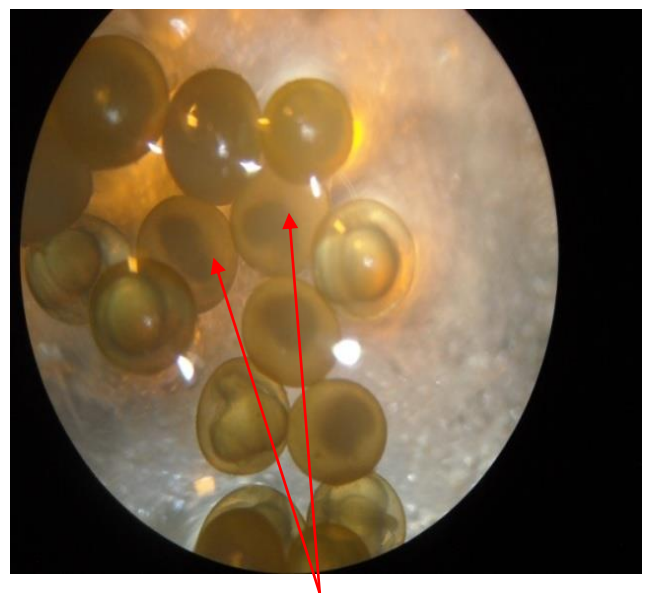


Fig.36 Œufs bloqués

(Badi. 2012)

8. 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.



Fig.37 Nutrition des larves par phytoplancton (Badi. 2012)

9. Transport des alevins

La résorption des réserves vitellines s'accompagne d'une différenciation du tube digestif, à la fin la de résorption, les larves deviendront aptes à s'alimenter. Elles sont alors transférées dans d'autres structures ⁽⁴⁾.

Dés que les alevins acceptent la nourriture extérieure on peut les placer dans du grand bassin en béton à l'extérieur avec des dimensions de 10m×3m×1m50cm (longueurs × largeur × hauteur). Ce bassin est fertilisé à l'aide des bottes d'herbe sèches afin de favoriser la croissance du plancton, nécessaire à la croissance des alevins.



Fig.38 Bassin fertilisé riche on plancton (Jardin d'Essai) (**Badi. 2012**)

10. Etude de la croissance des alevins

Les alevins que nous avons introduit dans le bassin d'élevage sont devenus bien visibles et à des tailles très différentes dans un temps bref (après 15jours), ce résultat nous a pousser à faire une étude de la croissance .Sur un échantillon de 100 alevins, les mesures des poids et des longueurs ont été réalisés seulement sur 14, à cause de la mortalité totale des alevins manipulés.

Le tableau 07: Mesures de poids et de longueur des alevins

Numéro d'ordre	Poids (g)	Longueur (cm)
1	0.068	0.5
2	0.033	1.2
3	0.040	1.5
4	0.025	1.5
5	0.054	1.7
6	0.055	1.8
7	0.223	1.8
8	0.064	1.9
9	0.95	2
10	0.97	2
11	0.265	2
12	0.241	2.3
13	0.132	2.3
14	0.125	2.4

Commentaire

A partir de la lecture du tableau ci-dessus on peut retirer des remarques importantes:

- Nous notons qu'il existe une variation considérable entre les poids et la même chose entre les longueurs.
- On observe des alevins de même longueur mais avec des poids différents, cet écart de poids peut aller jusqu'au 0,170g.

Interprétation

1 - La croissance des koï dépend entièrement de leur environnement. Elle était très rapide au niveau du bassin, cela pourrait être expliqué par:

- La température favorable du bassin, qui était bien ensoleillée, ces facteurs favorisent la prolifération algale (phytoplancton) et zooplancton qui représentent la nourriture idéale des alevins.

- L'équilibre densité des alevins / superficie du bassin, en fait, la bonne répartition assure une bonne alimentation des alevins.

2 - La croissance des koï varie selon les individus, et la relation entre la longueur et le poids sont faiblement reliés l'un à l'autre, puisque deux alevins pêchés dont la longueur est de 1,8cm pesaient 0,055 et 0,223g , ce qui rend l'estimation de leur âge très délicate.

11. Conclusion:

La croissance des koïs dépend entièrement de leur environnement, elle est influencée par la superficie du bassin, la température de l'eau, la densité de population et de l'alimentation.

L'alimentation est le facteur essentiel permettant d'avoir des couleurs très intenses. L'apport en vitamine A ou en caroténoïdes est primordial. Il peut s'agir soit d'écrevisses fraîches, soit d'aliments du commerce. Mais les algues, présentent naturellement dans le bassin, elles sont aussi une excellente source de carotène.

La lumière est un facteur important influençant l'aspect des couleurs du poisson, Cependant, le soleil direct peut avoir des effets nocifs sur la peau et la couleur.

La profondeur du bassin peu importe : c'est sa surface qui compte, car les alevins sont attirés en surface par l'eau chauffée par le soleil et par le plancton formé à la lumière ⁽¹⁵⁾. L'optimum se situe entre 120 et 150 cm. La profondeur du bassin est importante pendant toute l'année : en effet, un bassin profond évite les brusques variations de température de l'eau, fréquentes au printemps et en automne, entre le jour et la nuit ; cela permet aussi de maintenir un volume important d'eau non-gelée en hiver, et d'eau -fraîche en été.

On peut dire aussi que: La croissance des koï varie selon les individus ce qui rend parfois difficile de déterminer l'âge exact d'une carpe koï.

(15) PETER, C.

Conclusion générale

Les essais de reproduction artificielle nous ont permis de maîtriser tous les processus de la reproduction: Pêche des géniteurs, critères de sélection et sexage, préparation des hormones, traitement hormonal , récolte des gamètes , insémination artificielle , incubation , transport et diversement des alevins et de protéger les premiers stades larvaires lors de leur développement. Les taux de fécondation et d'éclosion des œufs, et surtout de survie des larves, sont en effet très supérieurs à ce qu'ils sont en milieu naturel.

Le taux de réussite de production des alvins, obtenu au terme de cette étude est 63%. comparativement aux autres résultats obtenus par d'autres auteurs qui peuvent aller jusqu'à 95% d'après **BILLARD.R(1995)** , il nous semble évident de dire que la reproduction artificielle est très fructueuse si elle était appliquée dans toutes les étapes avec soin en particulier en ce qui concerne le traitement des infections parasitaires chez le jeune poisson et aussi contre l'infection fongique des œufs (*Saprolegnia*), respect des doses des hormones et le temps qui les sépare.

Cette modeste contribution ouvre de nouvelles perspectives dans la reproduction artificielle de cyprinidés et en particulier de la carpe koï en Algérie, ont été distribués au cours de l'été, une grande quantité de poissons que nous avons distribué dans le bassin pour les visiteurs afin de les sensibiliser et de les initier à ce nouveau type de poisson, et nous espérons qu'il sert le principe que nous avons commencé pour lui.

Nous pouvons annoncer que la pratique de l'élevage de la koï est facilement réalisable on peut la développer et prendre soin d'elle en Algérie en raison de son importance esthétique et économique.

Bibliographie

Bibliographie

1. **ARRIGNON J., 1991:** Aménagement piscicole des eaux douce .Tec et Doc Lavoisier 4eme édition Paris.631p.
2. **BARNABE G., 1985:** Aquaculture. Tome 1 et 2 Tec et Doc Lavoisier édition Paris. 1123p.
3. **BARNABE G., 1989:** Aquaculture. Tome 1 et 2 Tec et Doc Lavoisier édition Paris 2eme édition.1289p.
4. **BARNABE G., 1991:** Base biologiques et écologiques de l'aquaculture. Publication Paris Tec et Doc Lavoisier.500p.
5. **BILLARD R., MARCEL J., 1986:** Aquaculture of cyprinids. INRA Paris. 500p.
6. **BILLARD R., 1995:** Les carpes, biologie et élevage. INRA édition Paris. 387p.
7. **BRUSLE J., QUIGNARD J.P., 2001:** Biologie des poissons d'eau douce européen. Tec et Doc, Paris. 625 p.
8. **FAO :** Vue générale du secteur aquacole national . Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO.
9. **HARVEY B.J., HOAR W.S., 1980:** Reproduction provoquée chez les poissons, théorie et pratique. Ottawa, ont, IDRC.48p.
10. **Hervé M.,2002:** Influence des variations de la température et de la photopériode sur le cycle de reproduction et la qualité des pontes de la perche commune (*Perca fluviatilis*). NANCY université Henri Poincaré Nancy1 .163p.
11. **HUET M., 1970:** Traité de pisciculture. Lied et Wyngaert.718p.
12. **JAQUES B., QUIGNARD J.P., 2004:** Poissons et leur environnement, écophysiologie et comportement adaptif. Ed. Lavoisier Paris .1522p.

13. MARSHALL N.B., 1971: La vie des poissons .Tom I et II la grande encyclopédie de la nature, édition Bordas pp:506 – 512 ; 763p.

14. NICOLAS D., 1992: Méthodes d'élevage et de sélection de la carpe ornementale Japonaise (*Cyprinus carpio*).Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. 71p.

15. PETER C., 1991: L'art de la carpe koï, la guide complet .Edition française: édition du point vétérinaire. 85p.

16. SANDRA L., STEINL C.P., 2001: koï. Edition Eugen Ulmer 5Rue de Charonne, 75011 Paris. 92p.

17. SCHLUMBERGER O., 1997: Mémento de pisciculture d'étangs .3eme édition. Cemagref.238p.

18. STEVE H., NICK F., BERNICE B., MICK M., 2002: La grande livre des koï . Chantecler, Belgique-France.205 p.

Site web:

(19). <http://www.kpaeace.com /carpe/moeurs />