

UNIVERSITE KASDI MERBAH, OUARGLA
Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département des sciences biologiques



Mémoire de Fin d'Etudes

En vue de l'obtention du diplôme de

MASTER Professionnel

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Hydrobiologie marine et continentale

Spécialité : Aquaculture

Présenté par: GHERIBI Zahra & BENCHEROUDA Warda

Thème

**Essai de la reproduction artificielle et le suivi larvaire de la
carpe koï (*Cyprinus carpio carpio*)**

Soutenu publiquement le : 12/ 10/2020

Devant le jury


Mme.	FERHATI H.	MAA	Promotrice	UKM Ouargla
M.	HAMIDAT M.	Ingénieur	Co-Encadreur	CNRDPA Ouargla
M.	BELDI N.	MCB	Président	UKM Ouargla
Mme.	HIDOUCI S.	MCB	Examineur	UKM Ouargla

Année universitaire : 2019/2020


REMERCIEMENTS


- ✍ Nos remerciements s'adressent en premier lieu à «الله» le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné le courage, la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.*
- ✍ Nos sincères remerciements s'adressent en second lieu à Madame **FERHATI Hadda** (M.A.A ; Département de S.N.V-U.K. M.O), qui nous a honoré d'être notre promotrice, et de nous avoir encadré, orienté, aidé et conseillé.*
- ✍ Nos respects et nos reconnaissances, s'adressent particulièrement à Monsieur **HAMMIDET Mohamed**, qui a accepté d'être notre Co-promoteur, nous le remercions pour ses conseils pertinents et son aide.*
- ✍ Nous exprimons notre gratitude, à Mademoiselle **BELDI NADIA**, MCB à l'Université **KASDI-Merbah**, Ouargla ; pour l'intérêt qu'elle a porté à notre recherche en acceptant de présider le jury de notre soutenance et de l'enrichir par ses propositions.*
- ✍ Pour l'honneur qu'elle nous a fait d'assurer la lecture et l'évaluation de ce travail, nous voudrions remercier infiniment l'examinatrice de ce mémoire, Madame **HIDOUCI Sabrina**, MCB à l'Université **KASDI-Merbah**, Ouargla.*
- ✍ Nous associons à ses remerciements, l'ensemble des enseignants de la filière Hydrobiologie marine et continentale.*
- ✍ Nous remercions tous nos collègues de deuxième année Master **AQUACULTURE**, qui ont achevés leurs mémoires de fin d'études.*
- ✍ En fin, nous adressant nos sincères sentiments de gratitude et de reconnaissances à toutes les personnes qui ont participées de près ou de loin à la réalisation de ce travail.*


Dédicace


 Je dédie ce mémoire.....


 *A mes très chers parents Mohammed et Meriem*

 *Aucune dédicace, aucun mot ne pourrait exprimer à leur juste valeur, la gratitude et l'amour que je vous porte.*


 *Je mets entre vos mains, le fruit de longues années d'études, de longs mois de distance de votre amour de votre tendresse, de longs jours d'apprentissage.*


 *Votre soutien et votre encouragement m'ont toujours donné de la force pour persévérer et pour prospérer dans la vie.*


 *Chaque ligne de ce mémoire chaque mot et chaque lettre vous exprime la reconnaissance, le respect, l'estime et le merci d'être mes parents.*

 *A mes frères : Assim, Hamza, Ayoub, Zine Elabidine, Housseem, Mohammed.*

 *A mes sœurs : Hafsa, Asma, Salma, Djihade.*

 *A mon binôme BENCHEROUDA Warda, et à toute sa famille.*

 *A tous les étudiants de ma promotion de master en Aquaculture année 2020, Et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, je vous dis merci.*

 *Veillez trouver dans ce travail un modeste témoignage de mon admiration et toute ma gratitude, de mon affection la plus sincère, et de mon attachement le plus profond.*

 *Zahra*

Dédicace

✍ Je dédie ce travail...

✍ A mes chers parents :

✍ Je vous remercie pour être toujours là pour moi, de me soutenir tout au long de mes 18 ans d'études, d'avoir toujours cru en moi et a mes capacités, et d'être fiers de moi,

✍ Merci pour me montrer chaque jour que je suis forte et intelligente, que je dois toujours aller de l'avant et pour suivre mes rêves,

✍ Puisse Dieu, le plus haut, vous accorde de longs jours sur la terre et vous garde dans la santé du corps et de l'esprit. Qu'il bénisse vos fatigues et vos initiatives. Et qu'il vous rend au centuple tout ce que vous faites pour moi.

✍ A mes adorables frères :

✍ Islam, Mahmoud, et Abdou al Rahman, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès. Que Dieu, le tout puissant, vous protège et vous garde.

✍ A mon Jeddou :

✍ Merci de m'encourager toujours en m'assurant que tous se passera bien et que je peux le faire, Puisse Dieu, vous bénisse et vous garde dans la santé du corps et de l'esprit.

✍ A mes oncles et ma tente chérie :

✍ Merci de m'encourager et d'avoir toujours cru en moi, que dieu vous garde et vous aide à réaliser vos vœux les plus chers.

✍ A ma chère bînome « GHÉRIBI Zahra » et à toute sa famille.

✍ A tous mes amis, et spécialement :

✍ Dounia, Rayane, Ikram, Asma, Houda, Aïcha, Oussama, Chawekî, Rauf ...et à tous ceux qui me sont chers et que j'ai omis de citer...

✍ A toutes les personnes qui m'ont encouragé, aidé, et accompagné par leurs prières.



Warda

Table de matière

Table de matière.....	
Liste des figures	
Listes des figures annexe 01	
Listes des figures annexe 02	
Introduction.....	1

Généralités sur la carpe koi

I. Généralités sur la carpe koi :	6
I. 1. Historique	6
I. 2. Systématique	7
I.3. Description de la Carpe koi (<i>Cyprinus Carpio Carpio</i>) :	8
I. 4. Morphologie	8
I. 4. 1. Morphologie externe	8
I. 4. 2. Morphologie interne	9
I. 5. Ecologie	11
I. 5. 1. Habitat	11
I. 5. 2. Régime alimentaire	11
I. 5. 3. Répartition géographique	11
I. 6. Biologie de la reproduction	12
I. 6. 1. Les différentes méthodes de la reproduction de la carpe koi	13
I. 6. 1. 1. La reproduction naturelle	13
I. 6. 1. 2. La reproduction semi-naturelle	14
I. 6. 1. 3. La reproduction artificielle (Hypophisation).....	14
I. 6. 2. Les facteurs environnementaux naturels qui influencent sur la reproduction de carpe koi	15
I. 6. 3. La fécondation et le développement embryonnaire et larvaire	16

Matériels et méthodes

II. Matériels et méthodes	18
II. 1. Matériels et méthodes du travail réalisé	18
II.1. 2. Méthodes suivies	19
II. 1. 2. 1. Système fermé.....	19
II. 1. 2.2. Aliments fabriqués pour les géniteurs	20
II. 1.2.3. Les géniteurs utilisés	22

II. 1. 2.4. Contrôle pondéral	22
II. 2. Matériels et méthodes du travail non réalisé.....	23
II. 2. 1. Anesthésie	23
II. 2. 2. Traitement hormonal	23
II. 2. 3. Prélèvement des ovules et de la laitance	25
II. 2.4 La période durant et après l'éclosion	26
A) La nourriture pour les alevins	26
B). Aliment fabriqué pour les alevins	26
II. 2.5. Aliment naturelle (proie vivantes)	27
II. 2.5.1. Cystes d'Artémia	27
II. 5.2. Culture de Daphnie	28

Résultats et discussion

III. Résultats et discussion	30
III. 1. Résultats et discussion du travail réalisé.....	30
III. 1. 1. Système fermé	30
III. 1. 2. Aliments fabriqués pour les géniteurs	30
III. 2. 1. Résultats de la reproduction	32
III. 2. 1. 1. Réactions des géniteurs à l'induction hormonale	32
III. 2. 1. 2. Développement embryonnaire de la carpe koi	33
III. 2. 1. 3. Elevage larvaire	35
Conclusion	38
Références bibliographiques.....	40
Annexe	45

Liste des tableaux		
N°	Titre	Page
1	Représente des facteurs environnementaux pour la reproduction de la carpe koi	18
2	Doses d'ovaprim utilisées dans la reproduction induite des mâles et des femelles de la Carpe Koi de Bangladesh	28
3	Les poids des poissons avant et après utilisation de la pâte de poisson	37
4	Réponse des géniteurs à la stimulation hormonale et quantité des œufs par rapport au poids des géniteurs	38
5	Taux de fécondation et d'éclosion des œufs de la carpe Koi par rapport à différents traitements hormonaux	49
6	Fécondité de <i>C. carpio</i> donnée par différents auteurs	40

Liste des figures		
N°	Titre	Page
1	Photo originale de <i>Cyprinus Carpio Carpio</i>	6
2	Carpe koi(<i>Cyprinus Carpio Carpio</i>)	7
3	Morphologie externe de la carpe koi <i>Cyprinus Carpio Carpio</i>	9
4	Anatomie interne de la carpe koi (<i>Cyprinus Carpio Carpio</i>)	10
5	Représente la reproduction naturelle de la carpe koi	13
6	Représente la reproduction semi-naturelle de la carpe koi	14
7	Représente la reproduction artificielle de la carpe koi.	15
8	Représente développementdes œufs de poisson	17
9	Schéma augecalifornienne	19
10	Vue longitudinale de l'auge d'incubation	19
11	Matériel utilisé	20
12	Le filtre biologique	20
13	Vue intérieure du filtre cyclonique	20
14	Les granulés préparés	21
15	La pâte de poissons	22
16	Femelle YamabukiOgon	22
17	Mâle Nezu Ogon	22
18	Mesure du poids des géniteurs de carpe	23
19	Injection intramusculaire de l'hormone	24
20	Injection intramusculaire de l'hormone	25
21	Expulsion des ovules et de la laitance	25
22	La préparation d'Artémia	28

23	La culture des daphnies	29
24	Photographies représentant la carpe Koi au cours des stades de développement embryonnaire et larvaire	34
25	Développement des larves du carpe koi <i>Cyprinus Carpio Carpio</i>	36

Listes des figures annexe 01

N°	Titre	Page
1	Photo de l'hormone de l'ovaprim	1
2	Cascade de reproduction naturelle (A) et induite par Ovaprim (B) chez les poissons	2
3	A :Injection intracoélomique (intrapéritonéale). La tête du poisson doit être plus basse que la queue pendant le processus d'injection pour aider à éloigner les organes du site d'injection. B :Injection directement derrière la nageoire dorsale, ou derrière, mais de chaque côté est une autre bonne option.	3
4	Photo des poissons koi de la famille HikariMojimono(lesogon).	4
5	Photo des quelques variétés de carpe koi	5
6	Représente arbre du gène carpe koi coloré	5
7	Photo du quelque plat de koi	6
8	Photo Des carpes koi dans les étangs boueux	7

Listes des figures annexe 02

N°	Titre	Page
1	Représente les étapes de fabrication de filtre biologique/mécanique	7
2	L'eau après/avant la filtration	8
3	Une cuve IBC 1000 litres pour les géniteurs	8
4	Les bouteilles d'incubation	8
5	Installation du système fermé	9
6	Les ingrédients utilisés dans la fabrication de la pâte de poissons	9

Introduction



Introduction

Les piscicultures ornementales sont celles qui élèvent de belles et rares espèces pour les courants d'eau qui poussent dans les terres et les lacs des parcs publics et des jardins privés. **(Réf él01)**.

Les cyprinidés (*Cyprinidae*) forment la plus grande famille de poisson d'eau douce avec environ 2450 espèces répartis dans environ 318 genres. Ces espèces ont une importance considérable du fait de leur pêche ou bien de leur élevage en pisciculture (aquariophilie) **(Chbour et al., 2014)**.

La Carpe commune est probablement la première espèce introduite à grande échelle à travers le monde, pour soutenir la pêche récréationnelle et commerciale. En Europe, les introductions à partir d'individus d'Asie mineure datent de 30-79 après J.-C, notamment à Rome, pour la consommation de sa chair **(Pascalet et al., 2006, Keith et al., 2011)**.

Les carpes se reproduisent à partir d'Avril dans les pays chauds, jusqu'au Août, lorsque la température de l'eau dépasse 20°C **(Nicolas, 1992)**.

La fertilisation est une étape essentielle dans la reproduction sexuelle pour l'arrivée des nouveaux individus, c'est un processus fondamental nécessitant la fusion entre les deux gamètes, mâles et femelles **(Darszon et al., 1999)**.

La reproduction pose des problèmes organogénétiques, fait appel aux facteurs biochimiques primordiaux des activités hormonales, résultats des interférences réciproques de ces activités internes et externe, elle présente un caractère spécifique héréditaire (génétique) **(Brien, 1966)**.

Les phénomènes de reproduction revêtent généralement une activité saisonnière, et le cycle reproducteur correspond à une adaptation aux variations de l'environnement, en particulier de la température et de la photopériode, la reproduction des cyprinidés est déterminée aussi par la présence de substrat de ponte ou biotiques (social comme la présence de congénères) **(Billard et Breton, 1981)**.

La température et la photopériode sont les deux paramètres les plus importants dans la détermination de la saison de reproduction, leur effet s'exerce par des relais hormonaux au sein de l'animal lui-même ou sur son milieu **(Poncin, 1996)**.

Pendant la reproduction naturelle, les poissons mâles et les poissons femelles sont placés ensemble dans une zone de ponte, par exemple un petit étang ou un enclos où ils pondent naturellement **(FAO, 2003)**. Selon **Billard et Linhart, 1995**, la première approche dans le domaine de l'exploitation de la reproduction artificielle des poissons, a commencé au



sixième siècle, elle consistait à récupérer des alevins dans les milieux naturels. Cependant, le contrôle de la reproduction artificielle n'a réellement commencé qu'en 1956, où des recherches sur la reproduction et la biologie des gamètes sont commencées. Actuellement les techniques de biotechnologie animale appliquées à la reproduction ont tellement évolué, qu'aujourd'hui quasiment toutes les espèces peuvent être reproduites artificiellement. Ceci a été rendu possible par une meilleure maîtrise des aspects relatifs au sperme, aux ovocytes, aux techniques d'insémination et à l'usage des traitements hormonaux.

Pour la reproduction artificielle les femelles reçoivent une ou plusieurs injections de substances chimiques, destinées à contrôler la maturation finale des œufs au repos dans les ovaires. Dès que ces œufs sont parvenus à maturité, ils sont extraits du corps des femelles. Les mâles reçoivent aussi habituellement une injection. Les œufs sont fertilisés artificiellement avec le sperme des mâles suivant deux méthodes : la première est dite humide, qui consiste à déposer les ovules et laitance dans récipient rempli d'eau, la deuxième méthode, sèche (dite RUSS) qui consiste à mettre les produits génitaux dans un récipient vide (sec) après, on mélange et on ajoute de l'eau (**FAO, 2003**).

Les carpes sont les principales espèces cultivées en Chine, avec 44 pour cent de la production totale de l'aquaculture. En 2002, la production des carpes argentée et marbrée était de 5 102 895 tonnes, suivies de la carpe herbivore (3 419 593 tonnes), la carpe commune (2 235 634 tonnes), le cyprin doré (1 697 217 tonnes) et de la carpe noire (224 529 tonnes) (**Réf élc 03**).

Les Japonais sont connus pour être les premiers dans l'histoire du koi à élever des poissons présentant des mutations naturelles, ce qui a introduit de la couleur dans l'espèce.

Niigata, au Japon, était à l'avant-garde du développement du koi. Les agriculteurs de cette région ont été les seuls à élever activement ces koi mutés, créant ainsi les variétés de carpes koi que nous connaissons maintenant. Ces riziculteurs ont reconnu qu'ils pouvaient continuer à sélectionner toutes les nouvelles formes de Magoi, pour produire d'autres variations de couleur, créant encore plus de demande et de profit (**Réf élc04**).

Les koi migreront sur des distances importantes pour atteindre leurs frayères préférées - prairies inondées et zones marécageuses stagnantes. La saison de reproduction a lieu au printemps, vers mai ou juin. Les femelles se reproduisent pour la première fois entre 4 et 6 ans, les mâles entre 3 et 5 ans. Une fois qu'ils auront atteint la maturité sexuelle, ils se reproduiront chaque année. Ils attachent leurs œufs collants aux plantes aquatiques ou à tout objet immergé dans l'eau. Les jeunes éclosent sous forme de larves et restent dans des zones



inondées chaudes et peu profondes jusqu'à ce qu'ils soient assez grands pour affronter des voies navigables plus ouvertes (**Réf élc05**).

La reproduction artificielle de koi permet de sélectionner les meilleurs géniteurs (**Réf élc06**), On s'assure de la maturité des ovules en faisant au préalable une injection d'extraits hypophysaire de carpe. Cette méthode permet de s'assurer la synchronisation des ovulations pour mieux gérer les géniteurs et les manipulations que les poissons vont subir (**Guillet Ph., 2005**), On recueille les ovules non fécondés par stripping, le sperme du mâle est ensuite collecté par le même procédé, pour être mélangé avec les ovules, et mis en incubateur en attendant la naissance des alevins (**Réf élc 07**).

Le commerce mondial des poissons d'ornement est environ 9 milliards de dollars, dont 85% sont des espèces d'eau douce et le reste sont des espèces marines (**Mohanta K. N, et al, Icar 2008**).

Selon **Encyclo-fish, 2019**, carpe koi, (*CyprinusCarpioCarpio*), est l'un des poissons les plus vendu au monde, il est classé parmi les poissons les plus résistant, et adaptables, et peu exigeant quant à son eau, vit longtemps et est peu coûteux. Il sera le compagnon idéal des aquariophiles débutants.

La problématique, c'est que les données concernant la filière pisciculture ornementale en Algérie ne sont pas disponibles. Alors que la pisciculture ornementale est l'une des neuf pôles d'activités économique identifiées par le ministère de la pêche et des ressources halieutiques (**Réf élc02**).

Les seules données qui existent sont celles enregistrées par l'ONDPA lors de son exercice, et la production en cette période était de 25 000 sujets par an. On a établi par contre une forte production de la part des opérateurs privés, comme il est étalé sur les bordures de route et dans les magasins de vente. L'activité est exercée au niveau de trois wilaya, Alger ; Tipaza et El Oued. D'après l'étude faite par le Centre National des Etudes et d'Analyses pour la Population (CENEAP) en 2005, des tentatives d'entreprises liées au développement des activités aquacoles n'ont pas encore donné les résultats significatifs d'une activité économique (**Seridi Fadila, 2011**). Une tentative a été effectuée par (**Fahima N. (2019)**), au sein de deux stations aquacoles : l'écloserie d'El-Ouricia à Sétif et la ferme de pisciculture intégrée à l'Agriculture « Tixfish » à Bordj Bou Arréridj. Cette étude a pour objectif, la maîtrise des techniques de reproduction artificielle, et l'élevage des premiers stades larvaires de la carpe commune, "*CyprinusCarpio*" et quelques espèces de poissons d'ornements en particulier poisson rouge "*CarassiusAuratus*".



Alors que, tous les essais de l'élevage des poissons ornementales, faites par plusieurs aquaculteurs à l'échelle nationale dans certaines stations de pisciculture, ou par quelques centres de recherches, ou dans des fermes privés où l'élevage de certains poissons constitue une activité courante, les résultats de l'élevage larvaire ne sont pas toujours satisfaisants. Comme c'est le cas de la tentative faite par **Benabderrahmen H. et Benraghda A. (2019)**, au niveau de la station (CNRDPA) d'Ouargla, sur la reproduction artificielle du poisson d'ornement carpe koi (*Cyprinus Carpio Carpio*), par l'injection de l'hormone « Ovaprim », et l'essai de l'élevage larvaire, par l'utilisation de l'alimentation naturelle (Artémia et Daphnie). Les problèmes de non succès de toutes ces tentatives sont généralement :

- ☞ La mauvaise maîtrise de la technique de reproduction artificielle,
- ☞ Le mauvais contrôle des conditions environnementales (température, lumière, abris, oxygénation, pH, nitrites, ammoniacque, etc.). ainsi que la densité optimale de mise en charge,
- ☞ Mal distribution de l'alimentation aux premiers stades de développement, qui est généralement insuffisante et inadaptée, ainsi que la mauvaise maîtrise des techniques d'alimentation optimale (ration, taille de l'aliment, fréquence de distribution),
- ☞ Le surpeuplement des aquariums, des bacs ou des bassins destinés pour le développement larvaire, selon (**Trablsi Z. A., 2011**), 100 larves.m⁻² pour récolter 30 à 40 juvéniles.m⁻² après 5 semaines, chaque juvénile pesant 2 g ; les taux les plus élevés qui ont été utilisés, soit 250 larves.m⁻² (au Nigeria), ont permis d'obtenir une récolte de 85.

Notre travail a pour objectif alors de:


- ☞ Maîtriser les techniques de la reproduction artificielle de la carpe koi *Cyprinus Carpio Carpio*:
- ☞ Essayer de créer un environnement où on peut élever, reproduire, et même réussir l'élevage des premiers stades larvaires, tout en utilisant un équipement conçu par nous-même, avec du matériel local, et même utiliser un aliment fabriqué par nous-même
- ☞ Réussir à créer un environnement convenable pour nos poissons, en installant un système fermé.


-Les résultats obtenus dans notre étude sur la reproduction de poisson koi sont des résultats d'études précédentes, et c'est par ce que nous n'avons pas pu atteindre notre objectif




initial, de faire reproduire la carpe koi, et de faire le suivie larvaire, en raison de l'épidémie de virus Covid-19.

Le présent document s'articule alors, autour de trois grandes parties :

 En commençant par une introduction, nous allons présenter dans la première partie, quelques généralités sur notre espèce étudiée (*Cyprinus Carpio Carpio*), et ce qui concerne sa reproduction et élevage ;

 On décrira ensuite dans la deuxième partie, tout le matériel utilisé et les méthodes adoptées par nous et par des autres auteurs;

 Pour ensuite passer aux résultats obtenus par nous et par les autres auteurs et leurs interprétations, et en conclu par une conclusion.

***Généralités sur la
carpe koi***



I. Généralités sur la carpe koi :

I. 1. Historique :

Koi n'est pas une carpe indigène du Japon mais de Chine, les premiers récits faisant mention de la carpe koi datent du 5^e siècle avant J.-C. La belle est élevée en Chine et en Corée avant d'arriver dans l'archipel où elle est introduite dans la province de Niigata. La carpe noire, ou Magoi, a été importée au Japon depuis la Chine lorsque les Chinois ont envahi le Japon vers 200 avant JC (**Réf élé 08**).

Depuis des siècles, les habitants du Japon élèvent des carpes dans les étangs qui alimentent les rizières essentiellement pour diversifier leur alimentation. Le premier spécimen de koi ou kohaku est apparu au 19^e siècle, suite à une mutation chromatique inattendue. Il en résulte d'abord des individus rouges, puis blancs et enfin bicolores. Les carpes devinrent appréciées pour leurs couleurs vives qui leur conféraient des qualités esthétiques. C'est le début de l'élevage de carpe koi à visée ornementale qui après plusieurs croisements donna naissance à une centaine de variétés de carpes aux teintes jaunes, orange, rouges, noires, dans la province (**Réf élé 08**).

Au tournant du 20^e siècle, Koi a été croisé avec la carpe sans écailles et miroir d'Allemagne. Les éleveurs de Koi ont appelé les nouvelles variétés, Doitsu (le mot japonais pour l'allemand) (**Réf élé 09**).

Ce n'est que vers 1912 que les nouvelles espèces apparurent. Après la deuxième guerre mondiale les kois furent introduits en Europe (**Réf élé 10**).

En 1914, les koi ont été popularisées grâce à une grande exposition à Tokyo où 8 carpes avaient été offertes à l'empereur (**Réf élé 08**).



Figure n°01 : Photo originale de *Cyprinus Carpio Carpio* (**Réf élé 26**).



I. 2. Systématique :

Les cyprinidés se placent d'un point de vue systématique dans l'ordre des cypriniformes qui est classiquement regroupé avec celui des characiformes, siluriformes, et gymnotiformes pour constituer le groupe des ostariophytes. Les cyprinidés constituent l'une des familles les plus importantes et les plus connus parmi les cypriniformes. Leur répartition est vaste, ils sont largement en Amérique du Nord, Eurasie et Afrique (**Billard R., 1995**).



Carpe koi :



Figure n°02 : Carpe koi (*Cyprinus Carpio Carpio*) -©MotionCow



Classification :

- ❖ **Règne** :Animalia
- ❖ **Embranchement** :Chordata
- ❖ **Sous-embranchement** :Gnathostomata
- ❖ **Super- classe** :Osteichtyens
- ❖ **Classe** :Actinoptérygiens
- ❖ **Sous- classe** :Neoptérygii
- ❖ **Super- ordre** :Téléostei
- ❖ **Ordre** :Cypriniformes
- ❖ **Super- famille** :Cyprinoidae
- ❖ **Famille** :Cyprinidae
- ❖ **Genre** :*Cyprinus*
- ❖ **Espèce** :*CyprinusCarpio*
- ❖ **Sous-espèce** :*Cyprinus Carpio Carpio*(**Linnaeus, 1958**)



I.3. Description de la Carpe koi (*Cyprinus Carpio Carpio*) :

Koi est un type de carpe, qui est le nom commun de divers poissons d'eau douce de la famille des cyprinidés. Les membres des Cyprinidae sont caractérisés par des dents pharyngées sur une ou deux rangées, avec pas plus de huit dents par rangée ; généralement des lèvres minces, une mâchoire supérieure généralement saillante ; et une mâchoire supérieure bordée uniquement par le prémaxillaire (Nelson, 1994).

Koi est une variété domestiquée de la carpe commune ou de la carpe européenne (*Cyprinus Carpio*), ayant été sélectionnée de manière sélective pour sa couleur et ses motifs (Blasiola et Earle-Bridges, 2005). Comme toutes les carpes, elle est une espèce d'eau douce et généralement nourricière de fond, bien qu'elles soient capables de se nourrir à tous les niveaux.

Les koi ont de nombreuses couleurs différentes. Certaines des couleurs principales sont le blanc, le noir, le rouge, le jaune, le bleu et la crème.

Les koi ont une grande nageoire caudale dorsale, une nageoire caudale fourchue, une seule nageoire anale et des barbillons. Bien qu'ils aient généralement un grand nombre de petites échelles, certains ont un plus petit nombre de grandes échelles, et certains sont élevés pour être sans échelle. Tous manquent d'écailles sur la tête. Ils atteignent des tailles supérieures à 1 mètre (3 pieds) et 11 kilogrammes (25 livres), et certains sont connus pour vivre plus de 40 ans. Leurs couleurs proviennent de chromatophores dans leurs cellules dermiques, qui comprennent les caroténoïdes (donnant des couleurs telles que le jaune et le rouge) et la mélanine (qui donne du noir). Certaines variétés de carpes domestiques ont également des iridocytes avec des cristaux de guanine qui peuvent donner un aspect métallique argenté ou doré (Blasiola et Earle-Bridges, 2005). Elle peut vivre jusqu'à 75 ans, peser de 5 à 37 kilos pour 1,5m.

De plus, les écailles des koi changent de couleur tout au long de sa croissance. De nombreuses caractéristiques physiques différencient la carpe koi des autres poissons du même type. Tout d'abord, elle possède des « barbillons » près de ses lèvres, faisant partie de son système gustatif et lui permettant de sélectionner les aliments (Réf él11).

I. 4. Morphologie :

I. 4. 1. Morphologie externe :

Grace à un profil hydrodynamique, la carpe koi nage avec élégance. La forme du corps est caractéristique de la famille des carpes, il a la puissance qui assure son agilité pour d'avancer dans l'eau (Philippe de vries, 2020).



La carpe koi possède un corps massif, moyennement élevé (beaucoup plus élevé dans les formes domestiques que chez les individus sauvage), en forme de torpille et légèrement comprimé latéralement.

La partie antérieure du corps est plus large que la partie postérieure, ceci pour réduire les turbulences provoquées par l'eau lors de progression dans le milieu aquatique (**Philippe de vries, 2020**).

Selon **Brusle, (2001)** la carpe possède une nageoire dorsale longue et tronquée, dépourvue de rayons épineux. Le premier rayon de la nageoire dorsale est épais et dentelé. La nageoire caudale est bien échancrée.

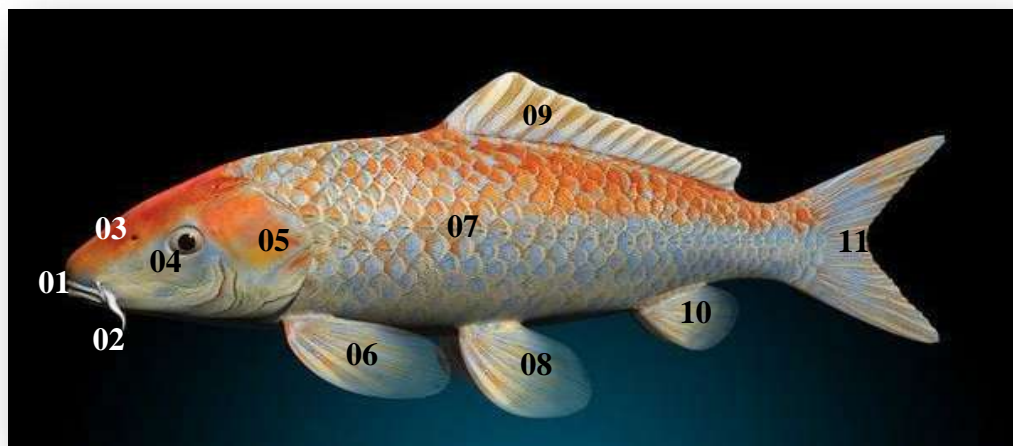


Figure n °03 : Morphologie externe de la carpe koi *Cyprinus Carpio Carpio* -
©MotionCow

1 : La bouche ; **2** : Barbillon ; **3** : Narine ; **4** : Œil ; **5** : Opercule ; **6** : Nageoire pectorale ; **7** : Ligne latérale ; **8** : Nageoire pelvienne ; **9** : Nageoire dorsale ; **10** : Nageoire anale ; **11** : Nageoire caudale.

I. 4. 2. Morphologie interne :

La carpe koi, comme 15% des poissons, n'a pas d'estomac. Cet organe est absent du système interne du poisson. La nourriture est digérée dans la long intestine, quand les éléments nutritifs ont été extraits par le système, reste les matières solides qui sont indigestes et sort évacuées par l'anus (**Philippe de vries, 2020**).

Les branchies, cachées de chaque côté du poisson sous les opercules protecteurs, sont les organes de la respiration des poissons. Le sang circulant à travers les branchies prélève l'oxygène (O₂) de l'eau et rejette les déchets du métabolisme (CO₂ et ammoniac) (**Réf élé12**).



La digestion chez les poissons est plus chimique que mécanique et que l'œsophage et l'intestine sécrètent des sucs gastriques très active. A la partie antérieure de l'intestine, on trouve le canal cholédoque, venant du foie et celui du pancréas. Son rôle essentiel, comme chez les mammifères, est passage des éléments nutritifs dans le sang.

Le foie est une grosse glande brune, accumule les graisses et les sucres et produit aussi la bile qui sera stockée dans la vésicule biliaire, placée en arrière du cœur (**Réf él12**). Ce dernier est situé sous et derrière les arcs branchiaux, le cœur, organe essentiel à la vie. Il contient uniquement du sang non hématosé (pauvre en O₂, riche en CO₂) qui circule dans un seul sens.

Le rein permet l'élimination des déchets azotés, sous forme d'urée (urine). La vessie natatoire (appelée aussi vessie gazeuse) est une poche de gaz permettant au poisson de « flotter » dans l'eau. Le volume de gaz contenu dans la poche varie selon la profondeur où vit le poisson. Les gonades (ovaires ou testicules) sont des organes allongés qui communiquent avec l'extérieur par le port génital, situé proche de l'anus (**Réf él12**).

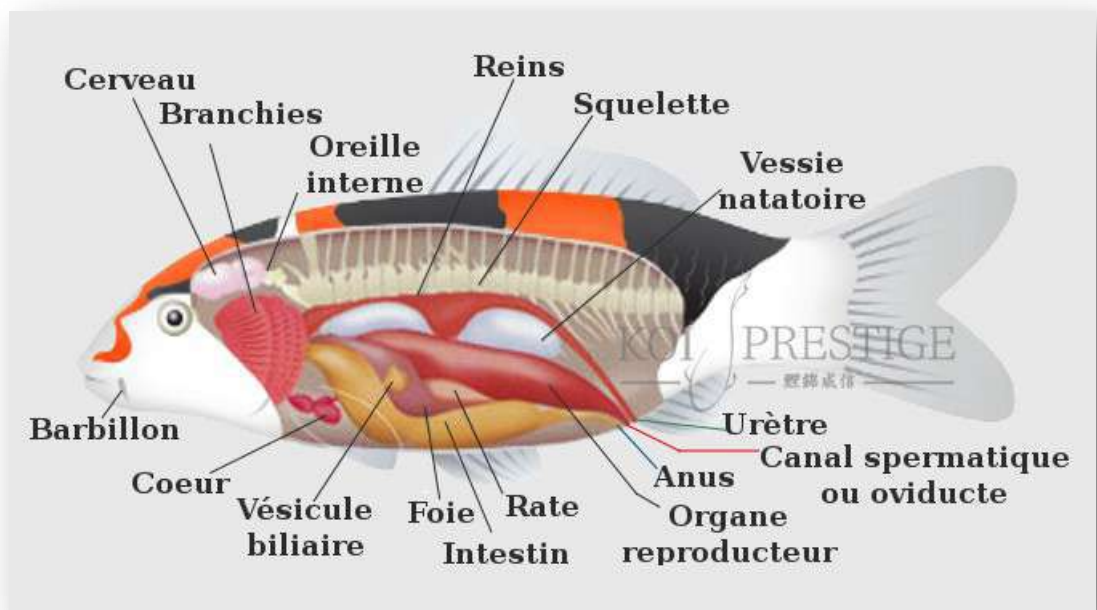


Figure n °04 : Anatomie interne de la carpe koi (*Cyprinus Carpio Carpio*)

©koi-prestige



I. 5. Ecologie :

I. 5. 1. Habitat :

La carpe koi est animal grégaire qui préfère vivre en conditions idéales de l'eau :

- ✓ pH : Entre 6,5 et 8,4 (max pH9)
- ✓ Température : entre 20 et 28°C. Une croissance optimale d'une carpe koi se situe dans une eau à 26°C.
- ✓ Oxygène : pour une carpe, 6MG par litre d'eau
- ✓ GH : Il favorise l'osmorégulation de la carpe koi. Entre 8 et 14
- ✓ Pas de nitrites et d'ammoniac (max 45MG/L de nitrates) (**Corentin Lits, 2019**).

La carpe koi est un animal à sang froid. Son métabolisme varie en fonction de la température de l'eau. Du coup, sa consommation en oxygène, sa digestion et sa croissance augmente en fonction de la température de l'eau. C'est pour cela que les kois restent sur le fond en hiver (très peu d'activité au niveau métabolisme) (**Corentin Lits, 2019**).

I. 5. 2. Régime alimentaire :

Carpe koi utilise leurs sens développés de l'odorat et du goût. Elles s'alimentent sur le fond des étangs et des lacs ; parfois entre deux eaux et à la surface, et ce particulièrement lorsque la température de l'eau est très élevée. Leur nourriture naturelle est principalement constituée de crustacés, de vers, de larves d'insectes, de protozoaires, de petits mollusques et de matières végétales telles qu'algues et graines de plantes aquatiques. On rapporte également la découverte de petits poissons dans l'estomac de carpes, mais on peut généralement penser que ceux-ci étaient morts au moment où la carpe les a avalés (**Réf élc13**).

En hiver, il n'est pas nécessaire de les nourrir, car elles entrent dans une phase de léthargie et s'enfouissent dans la vase au fond du bassin en mode **semi-hibernation**. Pour se protéger du froid quand la température descend en dessous de 6° (**Réf élc14**).

I. 5. 3. Répartition géographique :

Il n'est pas facile de décrire avec exactitude l'origine des Kois, en lisant la littérature même si la ligne générale est la même il y a parfois des avis divergeant sur un fait ou l'autre. Sur l'origine même de la présence de la carpe au Japon, les avis ne sont pas les mêmes, la majorité semblerait dire que la carpe n'est pas originaire du Japon et qu'elle aurait été importée à des fins alimentaires. Même si actuellement, elle se retrouve dans la nature Japonaise, c'est suite à des « évasions » dues à des inondations ou autres phénomènes (**Réf élc15**).

La **Magoi** qui est à l'origine des **Nishikigoi** actuels est probablement originaire d'Océanie et aurait été transportée en extrême Orient (Perse et Asie centrale) il y a près de



2000 ans, ensuite, elle serait passée de la Chine et de la Corée vers le Japon. Malgré cela, des fossiles ont été découverts au Japon dans des strates datant de -25 millions à -5 millions d'années, ce qui signifie que la carpe pourrait avoir été naturellement présente au pays du soleil levant mais l'espèce fossilisée semble fort différente des espèces actuelles (**Réf élc15**).

« **Les chroniques du Japon** », un livre d'histoire datant de 720, nous informe que l'empereur Keikou en l'an 71 après JC gardait et élevait des Magoi dans ses étangs, cela pour préciser que même si son origine n'est pas connue avec exactitude, l'élevage des carpes au Japon est une histoire qui date de 2000 ans, au début pour des raisons alimentaire et bien plus tard comme poisson d'ornement avec le succès qu'on lui connaît actuellement (**Réf élc15**).

Les **Magois** étaient élevées par les paysans pour subvenir à leurs besoins durant l'hiver car dans les régions montagneuses du Japon, l'hiver et la neige sont bien présents de décembre à mars et il n'est pas rare d'avoir plusieurs mètres de neige, ce qui, il y a 200 ans, confinaient les gens chez eux. Chaque année, les Magoi pondaient dans les réserves d'eau des rizières et les jeunes poissons d'une dizaine de cm étaient pêchés et salés avant l'hiver, les plus gros survivaient péniblement dans les bassins (**Réf élc15**).

I. 6. Biologie de la reproduction :

La reproduction permet le passage d'une génération à l'autre. C'est la phase haploïde du cycle de vie. Chez la plupart des populations de poissons, l'adaptabilité à l'environnement et à ses variations, notamment l'adaptation à l'introduction de xénobiotiques, repose pour l'essentiel sur l'existence d'une variabilité attribuable à une reproduction gamétique exclusive (**Mac, 1988**).

Les habitudes de fraie représentent pour le poisson la modalité d'adaptation à son milieu la plus essentielle, car c'est d'elle que dépend la survie de l'espèce. Pour que la reproduction réussisse, l'emplacement où le poisson lâche ses œufs (la frayère) doit réunir les conditions optimales d'oxygénation, de température, de nourriture, salinité, etc., et doit être quasiment indemne d'ennemis. Les poissons qui n'ont pas été capables de trouver de telles conditions de fraie ont été progressivement éliminés (**FAO, 2018**).

Tout poisson se conforme à des habitudes de fraie selon des règles plus ou moins prédéterminées, liées à un certain type de protection parentale. Ce souci, chez quelques espèces, est à peine décelable, alors que chez d'autres il est extrêmement développé, auquel cas c'est l'un des parents ou tous les deux qui prennent soin des œufs, des larves et des juvéniles. Dans chaque espèce, la nature de ces habitudes de fraie est déterminée par l'âge ou l'époque de la maturité sexuelle, la saison et l'emplacement de la reproduction, le degré de protection parentale (**FAO, 2018**).



I. 6. 1. Les différentes méthodes de la reproduction de la carpe koi :

👉 Un peu d'histoire sur la reproduction des carpes koi :

La carpe koi a été inventée en Chine, la carpe n'a été introduite au Japon qu'après l'invasion par la Chine. C'est un poisson vivant en eau douce qu'on retrouve en Europe, Asie, Amérique et en Orient. La végétation est importante. Dans la nature, la ponte se déroule dans des eaux peu profondes (**Pierre François Danse, 2019**).

En Europe, la carpe koi a été rapidement utilisée comme poissons d'ornement, signe de richesse et surtout de chance dans votre propriété. Les premières carpes de couleurs ont été reproduites au début des années 1800. Ce n'est qu'à la fin du 19e siècle que la plupart des variétés sont établies (**Pierre François Danse, 2019**).

Il existe plusieurs méthodes de reproduction des poissons d'élevage. Leur choix est fonction de la biologie de la reproduction des espèces considérées, des conditions ambiantes locales et des installations disponibles (**Pierre François Danse, 2019**).

Ces méthodes peuvent être classées en trois catégories : reproduction naturelle ; reproduction semi-naturelle ; reproduction artificielle :

I. 6. 1. 1. La reproduction naturelle :

La reproduction de carpe koi a lieu entre la fin du printemps et le début de l'été (entre mai et juillet), pendant la période de frai car à cette époque, la température de l'eau augmente. Ainsi le délai est assez court ! (**Réf élc16**).

Les poissons mâles et les poissons femelles sont placés ensemble dans une zone de ponte, par exemple un petit étang ou un enclos où ils pondent naturellement. Cette méthode est utilisée d'ordinaire pour assurer par exemple une production à bon marché (**FAO, 2018**).

Afin de faire reproduire carpes kois de façon naturelle, il est préférable d'avoir plus de mâles que de femelles : environ 2 à 3 mâles pour une seule femelle (**Figure. 5**).

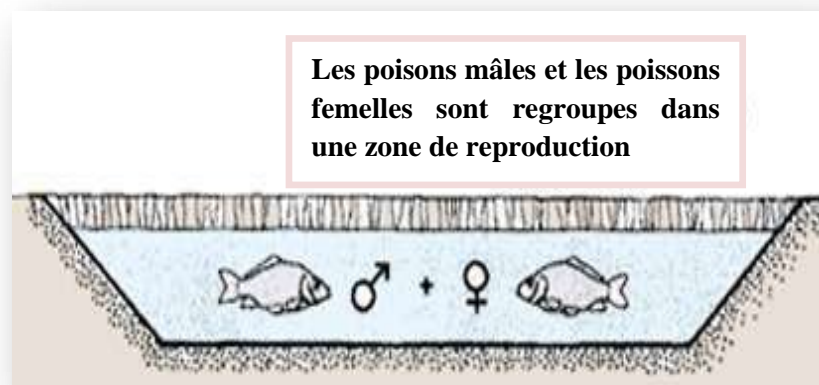


Figure n°05 : Représente la reproduction naturelle de la carpe koi
(**FAO, 2018**), (modifiée)



I. 6. 1. 2. La reproduction semi-naturelle :

Les poissons (en général seulement les femelles) reçoivent initialement une injection de produits chimiques, par exemple d'extrait de glande pituitaire*, qui déclenche le processus de reproduction. Mâles et femelles sont ensuite rassemblés dans une zone de ponte spécialement préparée, par exemple un petit étang herbeux ou un enclos où la ponte a lieu. Les œufs fertilisés sont généralement recueillis puis élevés dans des conditions privilégiées, naturelles ou artificielles (FAO, 2018) (Figure. 06).

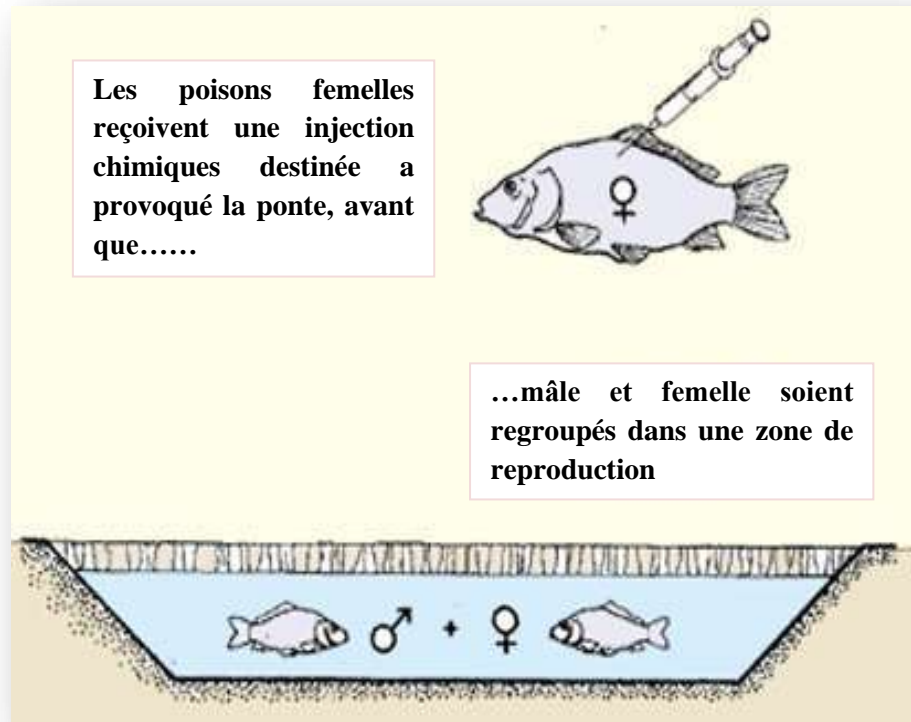


Figure n°06 : Représente la reproduction semi-naturelle de la carpe koi (FAO, 2018), (modifiée)

I. 6. 1. 3. La reproduction artificielle (Hypophysation)

Les femelles reçoivent une ou plusieurs injections de substances chimiques, destinées à contrôler la maturation finale des œufs au repos dans les ovaires. Dès que ces œufs sont parvenus à maturité, ils sont extraits du corps des femelles. Les mâles reçoivent aussi habituellement une injection. Les œufs sont fertilisés artificiellement avec le sperme des mâles et élevés dans des conditions contrôlées (FAO, 2018).

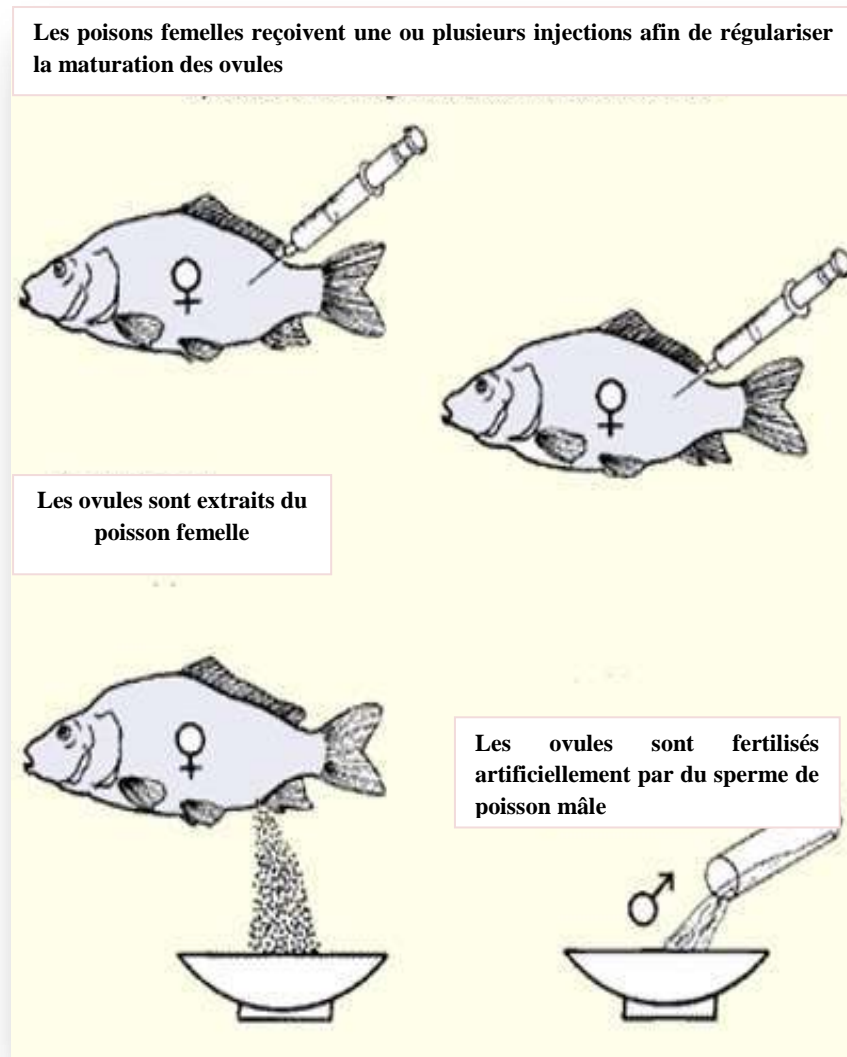


Figure n°07 : Représente la reproduction artificielle de la carpe koi (FAO, 2018), modifiée

I. 6. 2. Les facteurs environnementaux naturels qui influencent sur la reproduction de carpe koi :

La qualité de l'eau est un paramètre indispensable à contrôler. La température de l'eau doit se situer entre 18 et 20°C. Vous pouvez vous-même augmenter la température de l'eau même si les carpes sont déjà présentes dans le bassin mais il faut le faire de façon très progressive afin d'éviter tout choc thermique. Parmi les autres paramètres physico-chimiques de l'eau, le taux d'oxygène doit être d'environ 9 mg/L, le pH doit être neutre ou légèrement basique (entre 6,5 et 8,5) et la dureté de l'eau ne doit pas dépasser 15 dgH. De plus les déchets biologiques des poissons (nitrates, ammoniac) doivent être présents en quantité faible (Réf élc16).



Tableau n°01 : Représente des facteurs environnementaux pour la reproduction de la carpe koi (FAO, 2018).

Importance relative des facteurs environnementaux pour la reproduction de la carpe koi			
Facteurs	Méthodes de la reproduction		
	Naturelle	Semi-naturelle	Artificielle
Température de l'eau	XX	XX	XX
Oxygène dissous	XX	XX	XX
Lumière	X	X	---
Présence des mâles	XX	X	---
Présence de végétation	XX	X	---
Injection de substances chimiques	---	XX	XXX

X : important

---: Non important

I. 6. 3. La fécondation et le développement embryonnaire et larvaire :

Le développement embryonnaire chez les poissons étant généralement externe, l'ovocyte contient l'ensemble des réserves trophiques nécessaires à l'embryogenèse. Ainsi, d'une génération à l'autre sont transmis divers matériaux synthétisés par la mère (AysonetLam, 1993 ; Lam, 1994) éventuellement contaminés par des xénobiotiques dans le cas d'une exposition du géniteur à des substances toxiques.

Chez la carpe, la fécondité augmente avec l'âge, le poids et la taille des individus (Ghillebaert. F, 1996).

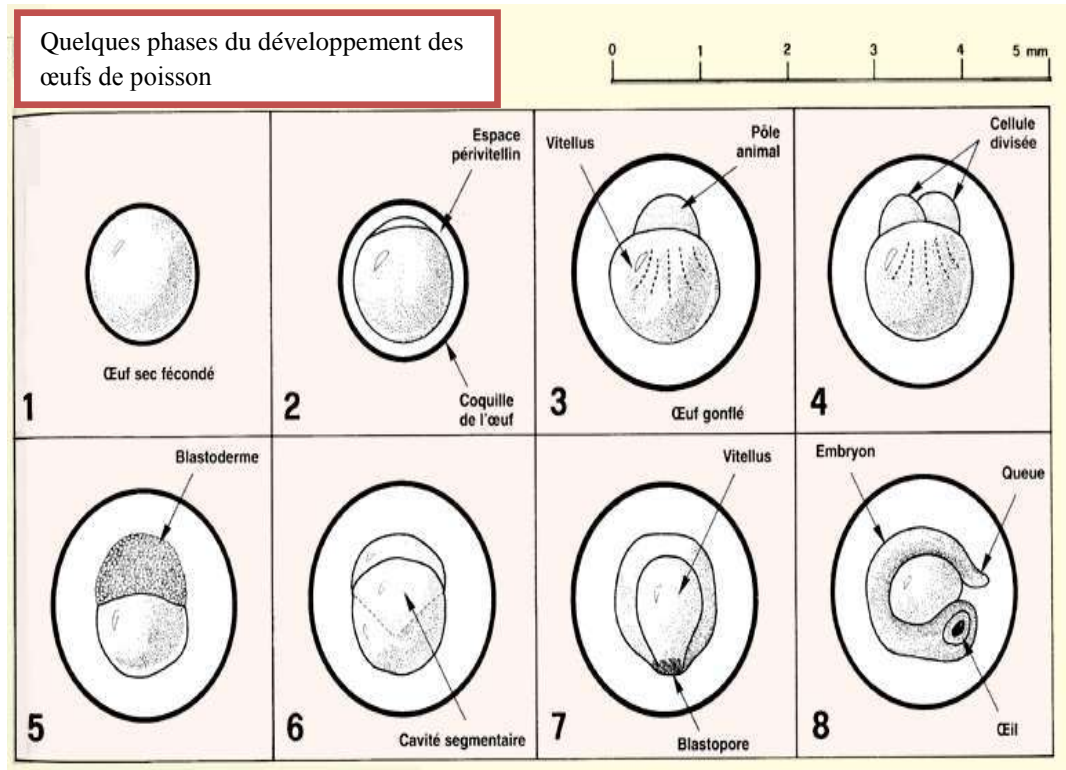


Figure n°08 :Quelques phases du développement des œufs de poisson
(FAO, 2018), (modifiée)

Note : Lorsqu'un œuf fécondé à sec est placé dans l'eau, il prend une forme arrondie (1) ; et peu de temps après il commence à gonfler (2); L'eau s'infiltré entre la coquille et le noyau de la cellule (pôle animal et masse vitelline), créant ainsi l'espace péri-vitellin. Lorsque la phase de gonflement est terminée (3); le pôle animal du noyau forme une petite protubérance sur la masse vitelline. Il se divise (4); puis se divise à nouveau pour atteindre les phases morula (5); blastula (6); et gastrula (7); L'embryon apparait finalement et on peut distinguer la queue, la tête et les yeux (8); Il se transforme alors en larve, brise la coquille et éclore.

***Matériel et
Méthodes***










II. Matériels et méthodes :

Afin de pouvoir réaliser la reproduction artificielle de la carpe koi (*Cyprinus Carpio Carpio*) et le suivie larvaire dans des conditions favorables et sans rencontrer des problèmes liés au stress ou à l'alimentation, on a commencé d'abord par installer un système fermé dans le lieu de notre projet, et assuré une bonne alimentation.

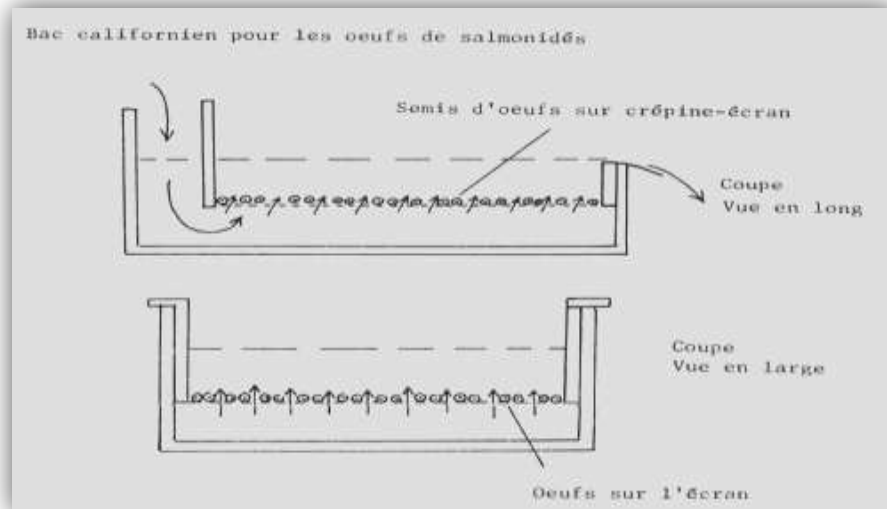
II. 1. Matériels et méthodes du travail réalisé :

II. 1.1. Matériel utilisé :

-  Une cuve IBC 1000 litres pour les géniteurs,
-  Un filtre biologique (une cuve de 120 litres) conçu manuellement lié à la grande cuve,
-  Un filtre cyclonique (cuve de 120 litres) conçu manuellement lié au filtre biologique et avec la grande cuve,
-  Une table, ou on peut peser les poissons avec une petite balance là-dessus,
-  2 géniteurs (un mâle et une femelle),
-  La cuve des géniteurs est alimentée en eau via une canalisation avec un débit réduit.
-  Une auge d'incubation (**Figure. 10**) :

Concernant l'auge d'incubation, on a suivi le travail de **Jean- claude (2020)**, qui, lui-même a réalisé le dispositif d'incubation présenté dans le site de la FAO (Section 9-3 ; paragraphes 15 et suivants) (**figure. 09**) et qui répond à ces exigences :

- ✓ Facile à construire
- ✓ Bon marché
- ✓ Ayant démontré son efficacité
- ✓ Dont les dimensions permettent une greffe sur le système



Figure^o09: Schéma auge californienne (FAO, 2018).



Figure^o10 : Vue longitudinal de l'auge d'incubation

II.1. 2. Méthodes suivies :

II.1. 2. 1. Système fermé :(Figure 05)

Les carpes kois sont incapables de survivre dans un espace restreint ou dans un aquarium (Réf élc17), et pour s'assurer qu'elles seront sous aucun stress avant et durant l'expérience, on a créé un système fermé composé d'une cuve pour les géniteurs, un filtre biologique, et un filtre cyclonique.



➤ **Le filtre biologique et mécanique:**



Figure n°11 : Matériel utilisé



Figure n°12 : Le filtre biologique

➤ **Le filtre cyclonique (filtre à tourbillon):**



Figure n°13: Vue intérieure du filtre cyclonique

II. 1. 2.2. Aliments fabriqués pour les géniteurs :

Bien qu'il n'y ait rien de mal à fournir à nos koi des aliments de haute qualité achetés en magasin (tant qu'ils contiennent les nutriments nécessaires), et cela est certainement pratique. Fabriquer donc notre propre nourriture pour poisson présente de nombreux avantages !

Puisqu'on a fait face à un problème d'alimentation, après l'expiration de l'aliment artificiel qu'on donnait à nos poissons de la marque (**pond mixte**), on a décidé d'essayer quelques recettes d'aliments formulés pour carpe koi :



☞ Nous voulions profiter de ce problème pour essayer quelques recettes d'aliments pour carpe ko, On a fait 3 essais :

A) Le 1er aliment était des granulés, c'est un aliment de dépannage qu'on peut donner à plusieurs espèces de poissons, c'était enfaite une recette de bouillettes (appât de la pêche de la carpe). Constituée d'un mélange de farines assemblées grâce à des œufs, en forme des billes d'environ 20 mm (**Réf élc18**), on l'a modifié un peut, en ajoutant de la chapelure, et de la levure chimique).



Figure n°14: Les granulés préparés

B) Le 2ème aliment (**Réf élc 19**) ; les ingrédients étaient :


- ✓ ½tasse d'épinards cuits
- ✓ ¼ tasse de carottes
- ✓ ¼ tasse de fraises
- ✓ 1Cuillère à café d'ail écrasé

C)Le 3ème aliment (**figure.15**); les ingrédients utilisés étaient:

- ✓ ½ tasse de pois surgelés, pelés
- ✓ 1 tasse de crevettes coupées
- ✓ ½ tasse de jus d'orange
- ✓ 2 petites patates douces
- ✓ 1/8 tasse d'huile de lin
- ✓ 1 sachet de gélatine en poudre



Figure n°15 : La pâte de poissons

 On a utilisé cet aliment a raison de 2 fois par jours.

II. 1.2.3. Les géniteurs utilisés :

Les géniteurs utilisés sont un mâle NezuOgon (**figure. 16**), et une femelle YamabukiOgon (**figure. 15**),originairement de chez l'agriculteur monsieur RAFIK dela wilaya d'Ouargla.



Figure n°16 : Femelle YamabukiOgon



Figure n°17 : Mâle Nezu Ogon

En fécondation artificielle, il est nécessaire de faire la sélection des géniteurs pour assurer le succès de la reproduction (**Guillet Ph., 2005**), et pour avoir un bon rendement, c'est pour cela qu'on a veillé à ce que nos géniteurs soient, mature, fertiles (d'après une expérience précédente sur les même géniteurs) et en bonne santé, sans blessure ou parasites.

II. 1. 2.4. Contrôle pondéral :

Pour s'assurer que nos poissons prenaient du poids malgré le changement de leur aliment habituel, on les a pesés hebdomadairement en utilisant une balance numérique (**figure.18**)



Figure n°18 : Mesure du poids des géniteurs de carpe

II.2. Matériels et méthodes du travail non réalisé :

II. 2. 1. Anesthésie :

Il est recommandé d'utiliser l'anesthésie idéale, à une concentration bien définie pour éviter tout stress susceptible d'avoir des effets néfastes sur les performances reproductives des géniteurs (**Fahima, 2019**), huile de girofle" parfois étiquetée "Eugénol", et une bonne anesthésie. La dose appropriée est de 510 gouttes par gallon d'eau. On commence avec 5 gouttes par gallon et attends environ 10 minutes. Si le poisson n'a pas roulé sur le côté ou est suffisamment calme pour être travaillé avec peu de mouvement, on ajoute 2-3 gouttes supplémentaires par gallon et attends dix minutes de plus (**Joe ,2016**).

II. 2. 2. Traitement hormonal :

Il faut savoir que seuls les poissons matures sont prêts à se reproduire, réagissent positivement au traitement hormonal ; l'état de maturité peut être décelé par les signes suivants :

✓ **Les femelles**, ont la partie postérieure de l'abdomen renflée, ballonnée ; la papille génitale saillante, de couleur rouge ou rosée ; l'anus gonflé et saillant.

✓ **Les mâles**, ont des rugosités à la partie supérieure des nageoires pectorales, et quelques gouttes de laitance suintent sous une légère pression de l'abdomen (**Réf élc20**).

Les techniques d'induction hormonale de la maturation ovocytaire et de l'ovulation, suivies d'une fécondation artificielle sont souvent préférées car elles permettent un meilleur contrôle sur toutes les phases de la reproduction puis de l'élevage larvaire (**Legendre et Lexque, 1996**).

La méthode de (**Billard ,1995**) consiste à programmer l'injection de la façon suivante :

✓ **Pour les femelles :** Deux injections intra musculaire. Le premier contenant 10% de la dose total, et le deuxième contenant 90% après 10h de la première injection.



✓ **Pour les mâles** : une seule injection qui coïncide avec la deuxième injection de la femelle.

☞ La dose totale d'hormone utilisée diffère en fonction du poids vif du poisson quel que soit le sexe (**Karami et al., 2011**), en une dose unique pour les mâles et une double dose pour les femelles à raison de 0,4 à 1,0 ml / kg de poids corporel par injection intramusculaire (**Ghosh A.K. et al., 2012**).

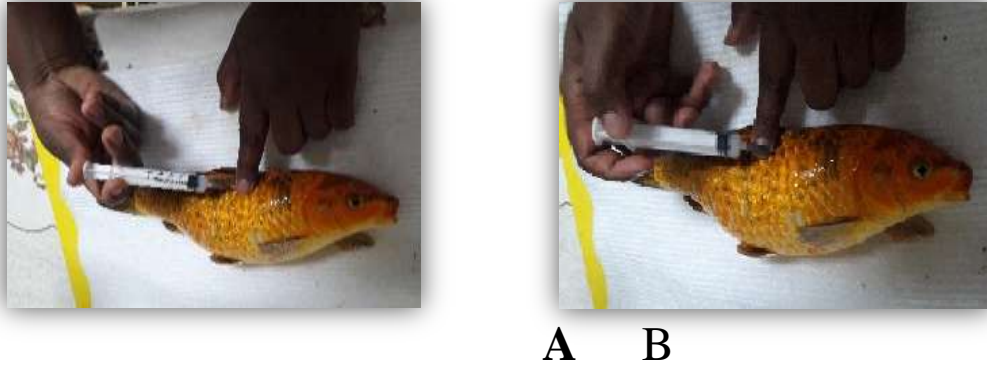
🦋 **Selon (Ghosh et al., 2012)** L'ovaprim, a été injectée aux reproducteurs. Les femelles ont reçu deux doses et les mâles une seule dose d'injection. Les mâles ont été injectés au moment de la deuxième dose administrée aux femelles. Les doses utilisées pour les sexes ont été placés dans le tableau 1.

Tableau n°2 : Doses d'ovaprim utilisées dans la reproduction induite des mâles et des femelles de la Carpe Koi de Bangladesh (**Ghosh et al., 2012**) :

Traitement	Sexe	Dose: Ovaprim (ml / kg de poids corporel)		Intervalle de temps entre les doses (heures)
		1ère dose	2ème dose	
1	Femelle	0.4	0.8	6
	Mâle	-	0.4	
2	Femelle	0.7	1.5	6
	Mâle	-	0.7	
3	Femelle	1.0	2.0	5-6
	Mâle	-	1.0	



Figure n°19 : Injection intramusculaire de l'hormone (**Aurora Brønstad, 2004**)



**Figure n°20 : Injection intramusculaire de l'hormone
(Ben Abderrahmene et Ben Raghda, 2019)**

A : 1^{ère} injection 10% de la dose totale ; B : 2^{ème} injection 90% de la dose totale.

II. 2. 3. Prélèvement des ovules et de la laitance :

Après quelques heures de l'injection, on peut récupérer la laitance et les œufs



Les étapes:

- ✓ On recueille les ovules non fécondés par stripping, Il s'agit de l'expulsion des ovules (œufs non fécondés) par un massage abdominal. C'est une opération délicate car il ne faut pas abîmer le ventre du géniteur.
- ✓ Le sperme du mâle est ensuite collecté par le même procédé et on le mélange aux ovules pour s'assurer d'une bonne fécondation.
- ✓ Les géniteurs doivent être retournés au calme après l'opération.



Figure n°21 : Expulsion des ovules et de la laitance (Guillet Ph. 2005);

(A) Un Shisui mâle ;(B) : une koiShisui femelle.

On mélange la laitance et les œufs délicatement avec une plume assez grande (une plume d'oie fera l'affaire), désinfectée (par le formol à 4% pendant une minute, et on ajoute une solution à base de lait afin d'augmenter la durée de fécondité et d'empêcher les œufs de se coller entre eux.



Au bout de quelques minutes, on rince le tout à l'eau claire et pure d'une température de 25° environ. Placez les œufs dans une bouteille de Zoug ou un tamis à œufs avec un filet d'eau permanent. Quelques gouttes de FMC permettront de bleuir l'eau et d'empêcher les œufs de moisir et de contaminer l'ensemble, en oxygénant régulièrement l'eau afin d'éviter toute perte (**Réf élc21**).

II. 2.4 La période durant et après l'éclosion :

L'éclosion est rapide chez les kois, pouvant passer de 72h à une semaine. Tout dépend de la température de l'eau. Plus cette dernière est élevée, plus les œufs vont éclore rapidement (**Réf élc21**).

A) La nourriture pour les alevins :

Après l'éclosion, les alevins subsistent seuls durant quelques jours grâce à leurs sacs vitellins (**Réf élc21**).

Puis, ils devront être nourris. Les larves ont une bouche minuscule et des besoins nutritionnels spécifiques. En conséquence, ils ont besoin d'aliments nutritifs suffisamment petits pour être consommés. Un repas liquide ou en particules en suspension est parfait pour les premiers jours. N'oublions pas que quel que soit le régime qui fonctionne le mieux pour nos petits alevins (**Jana Louise Smit ,2019**).

Nous pouvons par ailleurs, utiliser des aliments commerciaux, vivants ou faire les nôtres. Une autre option est la nourriture liquide dans des tubes. Les aliments vivants peuvent être achetés sous forme d'œufs et éclos à la maison. Les crevettes de saumure, sont un bon exemple. Nous pouvons faire le plein de flocons de poisson en poudre, de krill lyophilisé en poudre, de cubes de daphnie congelés et de granulés de koi (aliments pour adultes écrasés ou acheter les granulés pour nouveaux nés). Beaucoup de gens utilisent également une recette populaire d'œufs de poule les premiers jours après la naissance. Ce repas est constitué de protéines presque pures, ce qui est indispensable pour élever les petits alevins en bonne santé (**Jana Louise Smit ,2019**).

B). Aliment fabriqué pour les alevins :



Recette de pate d'œuf pour les larves (Jana Louise Smit ,2019) ; On a besoin de :



3 œufs durs



Eau purifiée



Fourchette et tasse



Bouteille en plastique



On prend les 3 jaunes d'œufs dur. On les écrase à la fourchette puis on les mélange à l'eau. Une bonne recommandation est une demi-tasse d'eau par jaune. On verse la soupe dans une bouteille à eau pour la conserver au réfrigérateur. Pour nourrir les nouveau-nés, on verse une petite quantité sur la surface de l'eau. On prend note de la quantité consommée et on ne donne pas plus que ce qu'ils peuvent manger en cinq minutes. En raison de sa teneur élevée en protéines, trop de pâte d'œuf gâche rapidement l'eau (**Jana Louise Smit ,2019**).

Le premier mois:

On les nourrit quatre fois par jour et on se concentre sur le réglage précis de la quantité dont ils ont besoin pour éviter la suralimentation.

- ✓ **Jour 1** : on donne des aliments liquides, faits maison ou commerciaux.
- ✓ **Jours 2 et 3** : on augmente les portions de repas au besoin et on ajoute une cuillerée quotidienne de crevettes saumurées pour nouveau-nés
- ✓ **Jours 4 et 5** : Ajouter un quart de tasse de soupe au jaune d'œuf à leur alimentation
- ✓ **Jours 6 et 7** : Ajouter des aliments frits en poudre à leur alimentation.

On ajoute les daphnies et les boulettes de koi écrasées au cours de la deuxième semaine. À la fin de la deuxième semaine, On coupe la pâte d'œuf et les aliments liquides et on les remplace par des flocons de poisson et du krill en poudre. Nous continuons avec ce mélange pour le reste du mois (**Jana Louise Smit ,2019**).

II. 2.5. Aliment naturelle (proie vivantes) :

II. 2.5.1. Cystes d'Artémia :

L'Artémia est un petit crustacé branchiopode appelé communément (crevette de saumure). Il fréquente les milieux hyperhalins naturels ou artificiels (**Sorgeloos P., Lavens P., 1986**). C'est une excellente nourriture de premier âge pour les poissons d'élevages (**Leger et al., 1986**). Cette nourriture reste irremplaçable et représente 85% des aliments utilisés en routine dans les écloséries (**Sorgeloos P., Lavens P., 1986**).

Préparation de l'aliment (**Ben Abderrahmene et Ben Raghda, 2019**) :



Hydratation et décapsulation :

- ✓ 120g de cystes d'Artémia sont hydratés dans l'eau de robinet (salé 35%) à 25°C pendant 24h.
- ✓ Après avoir être hydratés, les cystes sont placés dans une solution de décapsulation (9g de NaOH/1litre d'eau) pendant 1heure. Ensuite, on a récupéré les cystes pour être placé ensuite, dans une solution d'eau de javel.



- ✓ On Laisse l'oxydation opérer tout en contrôlant la décapsulation à la loupe binoculaire (le temps de contact ne doit pas dépasser 10min).
- ✓ Lorsqu'un changement de couleur apparait, du brun en blancs puis en orange ; à ce stade-là, et très rapidement, on rince les cystes avec de l'eau dans un tamis de **0.1mm** de maille.
- ✓ Les cystes décapsulés peuvent alors être soit :
 - ☞ Misent directement en incubation ;
 - ☞ Stockés quelques jours au froid (**0- 4°C**) ;
 - ☞ Déshydratés en saumure pour stockage au froid plusieurs semaines (**figure.22**).

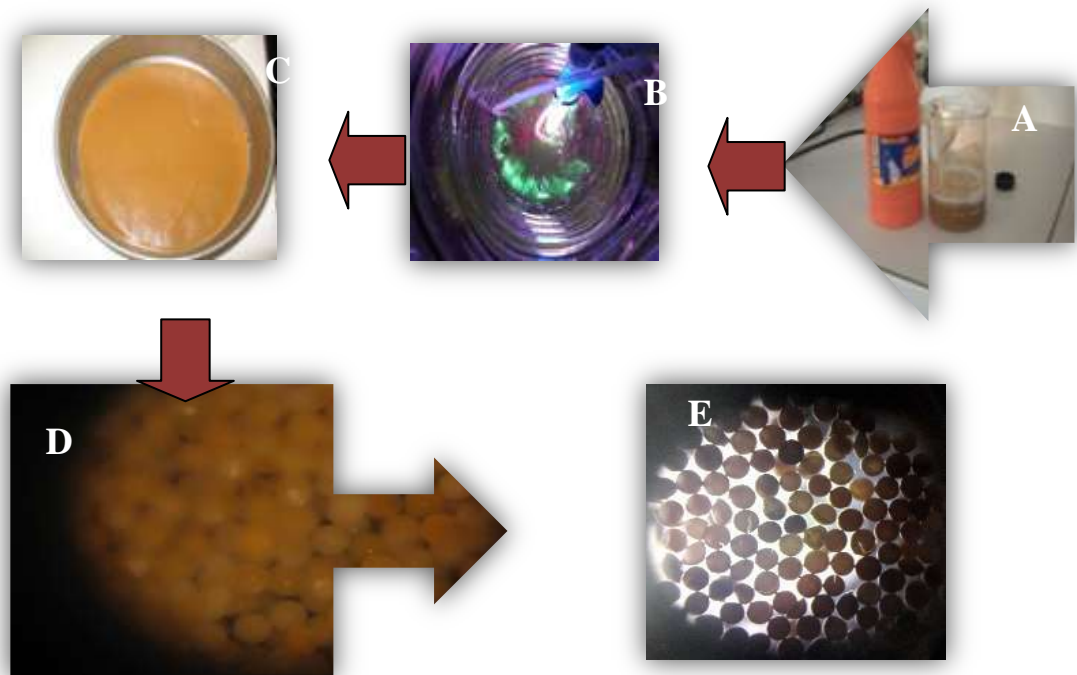


Figure n°22 : La préparation d'Artémia (A, B, C, D, E) ; **A** : l'Artémia dans une solution salée, **B** : Hydratation des cystes, **C** : Décapsulation des cystes, **D** : Observation sous microscope optique (**G : 4x10**), **E** : Des cystes prêtes pour l'éclosion
(Ben Abderrahmene et Ben Raghda, 2019)

II. 5.2. Culture de Daphnie (Ben Abderrahmene et Ben Raghda, 2019) :

La culture des daphnies est très facile. Il suffit d'ensemencer un raceway, rempli d'eau avec plein de fumer pour assurer sa fertilisation pendant **25jours**. En ce moment, ils se



développent dans ce raceway des algues microscopiques, dont ils font la nourriture des daphnies. Juste après la fertilisation d'eau, on ajoute notre souche des daphnies échantillonnée. Il n'existe pas une recette précise. Cependant, les micro-algues contenues dans l'eau ne sont pas suffisantes pour assurer la survie de nos daphnies. La raison pour laquelle, il faut utiliser de la levure de boulanger, comme un second aliment pour les daphnies, toute en diluant une quantité de levure dans un verre d'eau, avec un petit peu de sucre. Le mélange a été alors distribué aux daphnies (**figure. 23**).

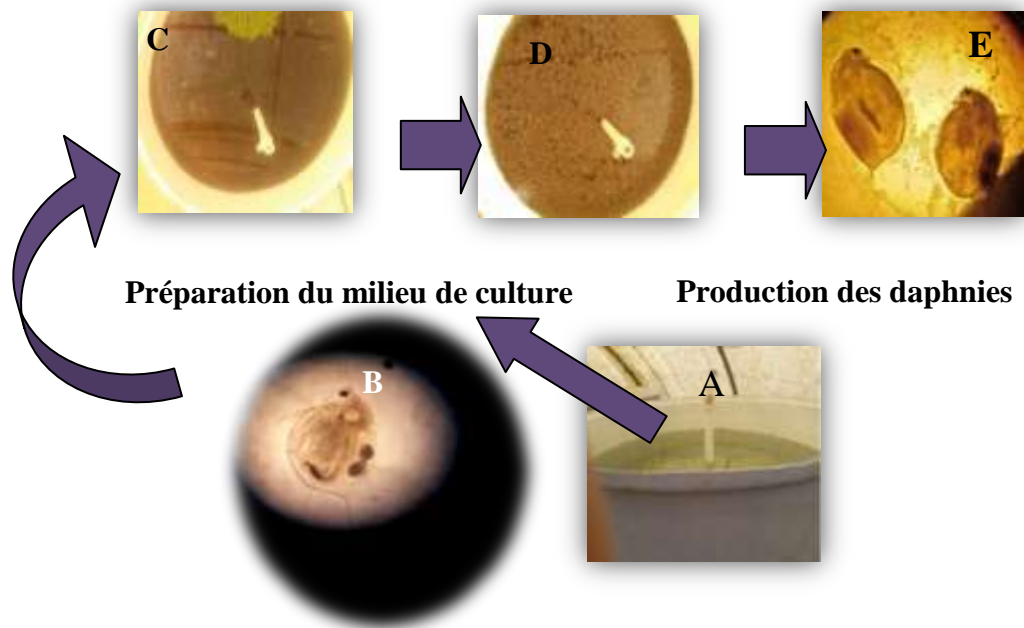


Figure n°23 : La culture des daphnies (A, B, C, D, E) ; **A** : Raceways de culture ; **B** : Echantillon de daphnie à cultivé ; **C** : Raceways plein de fumer, **D** : Raceways plein de daphnie ; **E** : Daphnie sous microscope prête comme aliment.

Les alevins vont être alimentés en premier, par le zooplancton « **Artémia** » dont, son éclosion a été effectuée au fur et à mesure que notre opération de reproduction a été lancée. Après, leur alimentation a été basé sur l'utilisation du zooplancton « **Daphnie** » (**Ben Abderrahmene et Ben Raghda, 2019**).

Résultats et discussion



III. Résultats et discussion :

III. 1. Résultats et discussion du travail réalisé

III. 1. 1. Système fermé :

Le passage d'un système d'élevage en circuit ouvert à un système d'élevage en circuit fermé permet, par la réduction des consommations en eau, de réduire les débits de rejets par le même facteur. L'effluent plus concentré est, de ce fait, plus facile à traiter (**Emmanuelle, 2008**). Le type de système d'élevage en circuit fermé mis au point au "Danemark" par **Heerfordt (1991)**, pour la production de truites a été testé sur la pisciculture. Les résultats obtenus par cet auteur, montrent qu'on obtient de bons résultats pour le grossissement de la truite arc-en-ciel dans ce type de systèmes d'élevage ; les performances sont identiques aux performances en circuit ouvert, sans pathologie particulière, malgré une amplitude thermique plus importante dans le système d'élevage en circuit fermé (de 9 à 23°C).

➤ **Le filtre biologique et mécanique :**

Le filtre biologique de notre bassin fait reposer son fonctionnement sur la présence de bactéries, qui ont pour mission d'éliminer les déchets du bassin naturellement (excréments des poissons, végétaux en décomposition, et autres matières organiques). Les bactéries sont concentrées dans le filtre sur différents supports (bio balles, pierres de lave, filets...). Les modèles les plus couramment utilisés sont les filtres tonneaux (**Réf élc 22**).

Les filtres mécaniques du bassin, fonctionnent eux sur un autre mode. Ils captent à l'aide d'une pompe les particules à éliminer en suspension en faisant passer l'eau dans une couche filtrante constituée de mousse et de grilles à nettoyer régulièrement. Les meilleurs filtres du marché combinent les deux actions biologiques et mécaniques. Il s'agit notamment des modèles multi-chambres qui incluent une partie de filtration mécanique et une partie biologique (**Réf élc 23**).

➤ **Le filtre cyclonique :**

C'est un filtre à décantation qui permet de capturer des particules de hautes densités d'environ 2,65 fois celle de l'eau (comme par exemple les particules de sable et celles qui sont lourdes) (**Réf élc 24**).

III. 1. 2. Aliments fabriqués pour les géniteurs :

La nourriture pour koi à faire soi-même nous permet de choisir les ingrédients exacts que nos poissons consomment, et en tant que tels, nous permet de mieux surveiller la nutrition ainsi que leur état de santé général. Produire nous-même les aliments garantiront également que des ingrédients frais sont utilisés, par opposition aux aliments manufacturés qui sont



séchés, peuvent contenir des agents de conservation et sont probablement restés sur une étagère ou dans une boîte pendant un certain temps (**Réf élé 25**).

✓ **Le premier aliment** : les poissons ne l'ont pas trop aimé, et ils mangeaient qu'une petite part

✓ **Le 2ème aliment** : était un échec, et on ne l'a même pas donné au poisson

✓ **Le 3ème aliment (la pâte de poisson)** : était une pâte pour carpe koi, on a appris beaucoup de chose après les essais précédents, et on voulait préparer quelque chose qui sera acceptée par nos poissons puisque les kois sont des poissons sensibles au gout, et très nutritif (**Réf élé 25**).

Les pois dans cette recette fournissent des protéines végétales, des glucides et des nutriments comme la vitamine K, le manganèse, le cuivre et la vitamine C, ainsi que des fibres. La crevette est assez riche en protéines, contient des acides gras oméga 3 et des antioxydants qui aident à repousser les maladies, et est connue pour aider à améliorer la couleur. Utiliser des oranges fraîches (ou du jus d'orange comme substitut) donnera un regain de vitamine C et une petite quantité de glucides rapides. Les patates douces fournissent également des glucides, peuvent aider à rehausser la couleur et sont très riches en vitamines thermostables (ce qui signifie qu'elles ne se décomposent pas facilement si elles sont exposées à des températures extrêmes - une fonction pratique lors du stockage de tout excès de nourriture). L'huile de lin, est composée des deux acides gras dont le koi a absolument besoin - les acides linoléique et linoléique. La poudre de gélatine aide simplement à lier le tout ensemble (**Réf élé 25**).

☞ Les résultats de distribution de notre nouvel aliment (pâte de poisson) sont présentés dans le tableau 2.

Tableau n° 03 : Les poids des poissons avant et après utilisation de la pâte de poisson :

Dates de mensuration de poids	Poids (avant)		Poids (après)			
	20/01/2020	13/02/2020	20/02/2020	28/02/2020	05/03/2020	12/03/2020
Femelle	309 g	333 g	341 g	349 g	357 g	361 g
Mâle	244 g	270 g	276 g	283 g	289 g	297 g

☞ D'après les résultats enregistrés dans le tableau 2, on peut dire que :

➤ De 20 janvier au 13 février : la femelle a pris 26 g et même chose pour le mâle



➤ De 13 Février au 12 mars : La femelle a pris 28 g et le mâle a pris 27 g

III.2. Résultats et discussion du travail non réalisé :

III.2. 1. Résultats de la reproduction :

III.2. 1. 1. Réactions des géniteurs à l'induction hormonale :

Avant le changement inattendu des conditions de notre étude, à cause de la pandémie **Covid 19**, et en ce qui concerne les doses d'ovaprim, il a été prévu de suivre le travail fait par (**Ghoshet al., 2012**) sur la reproduction induite, et le développement embryonnaire et larvaire de la carpe Koi, à la région de Bengladesh, et ceci pour deux raisons sont :

☞ La température :

Sachant que Bangladesh est un pays chaud en été et même en hiver, ce qui veut dire que leur climat ressemble un peu a le nôtre. Et que la température de l'eau pendant l'expérience était de 28-29° C

☞ Les bons résultats obtenus par ces auteurs Tableau 5 :

Tableau n°05 : Taux de fécondation et d'éclosion des œufs de la carpe Koi par rapport à différents traitements hormonaux (**Ghoshet al., 2012**)

Dosage hormonal (Ovaprim)	Saison	Taux moyen de la fécondation (%)	Taux moyen d'éclosion (%)
T-1(0,5 ml / kg de poids corporel)	Été	42.31	42.78
	Hiver	26.92	30.22
T-2(0,7 ml / kg de poids corporel)	Été	54.55	44.60
	Hiver	38.00	31.01
T-3(1.0 ml / kg de poids corporel)	Été	61.82	55.00
	Hiver	39.23	31.67

D'après leur expérience ils ont trouvé que le taux d'éclosion et le taux de fécondation sont augmentés dans une température ambiante de 26-29° C.

Ils ont aussi trouvé que le temps nécessaire à l'éclosion est d'environ 36 à 48 heures à 28-29 ° C et 76 ± 4 heures à 17-20 °C, ce qui est proche des résultats de **Watson et al., (2004)**. Ils ont constaté que le temps nécessaire pour éclore est de 46 à 54 heures à 28-29 ° C et en 5 à 7 jours à 20-24 ° C, mais différent des conclusions de **Haniffaet al., (2006)**. Ils ont trouvé que 72 à 73 heures sont nécessaires pour l'éclosion des œufs de carpe koi à une température de 26-28 ° C en utilisant une dose unique d'ovaprim (0,3 ml / kg).



**Tableau n°06 : Fécondité de *C. carpio* donnée par différents auteurs
(Bouguenouset *al.*, 2013)**

Localité	Fécondité	Auteur
Iraq (AL-Gharraf Canal)	529512(50910 – 1008514)	Hamady, 2010
Inde	316201(3173-629230)	Shafy <i>etal</i> , 2012
Nouvelle Zélande	299000±195 600 (29 800–771000)	Grant <i>etal</i> , 2006
Ethiopie, (Amerti)	177769 (36955-318584)	Hailu, 2013
Turquie, Almus Dam Lake	54747(2405-107089)	Kartas&Sezer, 2005
Algérie (Barrage Dahmouni)	48250 ± 3478 (25750-92250)	Présente étude
Turquie, Apa Dam Lake	29427	Mertetal, 2008
Bangladesh	14980.83 ± 10871	Joadder <i>etal</i> , 2009

Il semble d'après le **tableau 6**, que la fécondité de la carpe varie beaucoup et est affectée directement par les conditions environnementales qui changent d'une région à une autre (températures, quantité et/ou qualité des proies ingérées). De ce fait, le nombre d'œuf maximal émis par les femelles de *C. carpio* peut atteindre 529512 (**Hamady, 2010**) et le nombre minimal est noté au Bangladesh 14980 œufs (**Joadderetal, 2009**). Selon (**Bouguenouset al., 2013**), les résultats de la fécondité moyenne des femelles du barrage de Merjet sidi Abed est avoisinant les 50000 œufs par acte de ponte, ce qui est supérieur à la fécondité notée au Bangladesh ou en Turquie mais cette fécondité reste très faible comparée aux autres résultats cités dans le tableau 3. **Dahmani et Hadjaissa, (2015)**, ont estimés le poids total de **100** œufs, dont il égale à **0,125g**. (**Ben Abderrahmene et Ben Raghda, 2019**), ont estimés un nombre de **67485** œufs chez la femelle étudiée, dont le poids est de **449.9 g**. **Billard, 1995**, consiste à estimer : le nombre d'œufs par rapport au poids de géniteurs **150 000 œufs/Kg** où le nombre d'œufs par rapport au poids total des œufs récolté **750 000 œufs/Kg**.

III.2. 1. 2. Développement embryonnaire de la carpe koi :

Selon la méthode pratique de (**Ghoshet al., 2012**), le développement des embryonnaire de *Cyprinus Carpio Carpio* observé, est représenté dans la (**figure.24**).

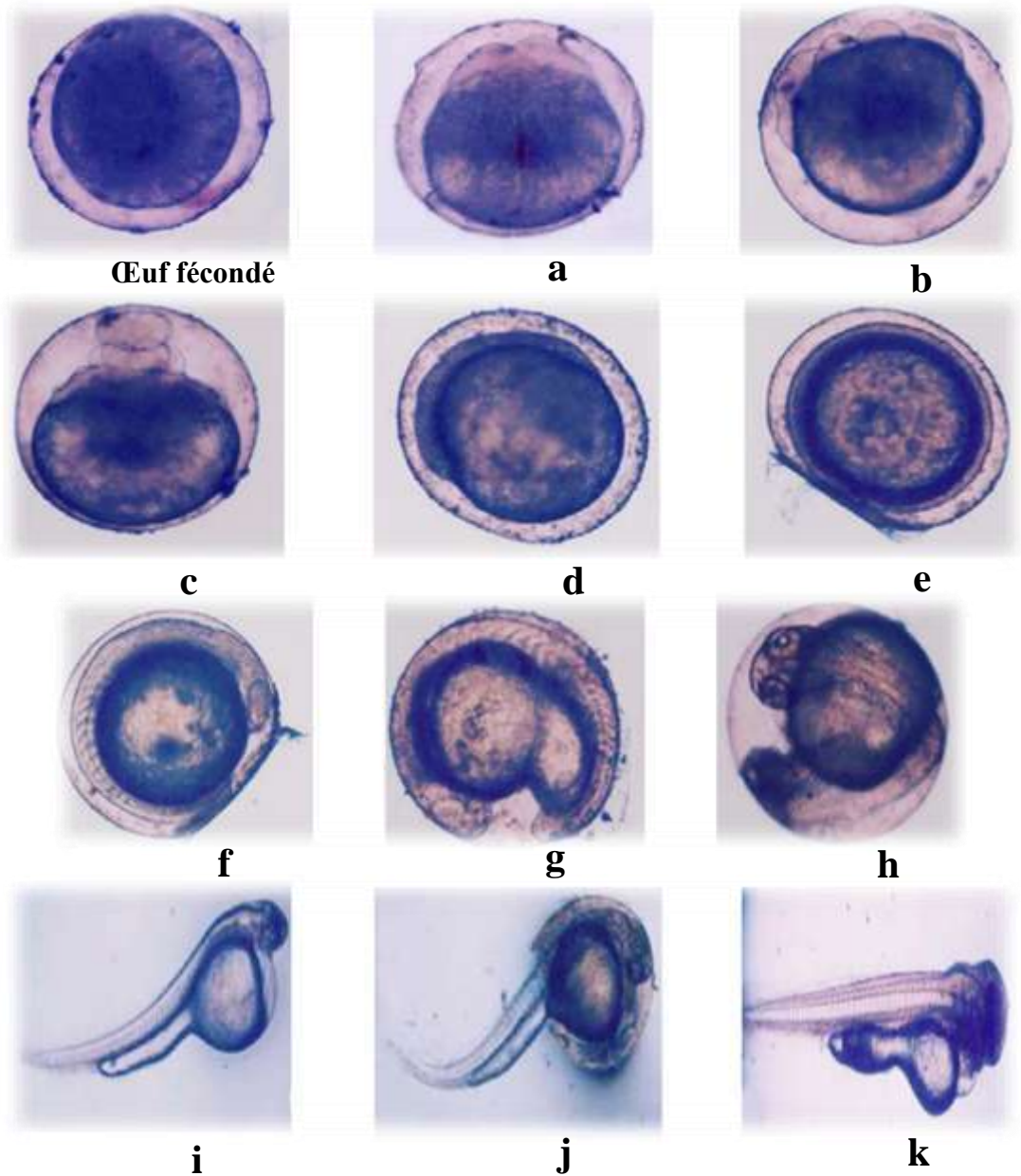


Figure n°24 : Photographies représentant la carpe Koi au cours des stades de développement embryonnaire et larvaire. Œuf fécondé (a) Formation de deux blastomères (b) Stade huit cellules (c) Stade Morula (d) Embryon âgé de huit heures (e) Embryon âgé de dix-huit heures (f) Embryon âgé de vingt heures (g) Embryon âgé de trente heures (h) Embryon de 39 heures (i) Larve à peine éclos (j) Embryon de soixante-treize heures (k) Larve de 4 jours (Ghoshet *al.*, 2012).

D'après les résultats de la figure 12 enregistré par (Ghoshet *al.*, 2012), et d'après les résultats obtenus dans leurs études, il a été enregistré :



a. Œuf fécondé : Les œufs fécondés de la carpe koi étaient de nature adhésive, démersale et sphérique. Les œufs ont été déposés individuellement et étaient très adhésifs pendant toute la période d'incubation. Les œufs sont devenus translucides à mesure que le développement progressait. Le diamètre de la capsule d'œuf fécondé variait entre 0,8 mm et 1,0 mm tandis que la sphère jaune variait de 0,6 à 0,7 mm

b. Formation d'embryon : Les œufs fécondés présentaient une tache (blastodisque) sur un pôle qui a été distinguée par des observations macroscopiques. Le blastodisque a été divisé en deux cellules distinctes par clivage vertical en 1 heure et 20 minutes après la fécondation et après 1 heure et 50 minutes, un deuxième clivage a été observé formant quatre cellules. Le stade 16 cellules a été obtenu après 2 heures et 50 minutes de fécondation. Le clivage ultérieur a augmenté le nombre de cellules et atteint le stade morula dans les 5 heures et 10 minutes suivant la fécondation. Une structure semblable à une calotte a été vue sur le pôle animal, qui a progressivement augmenté en taille. L'invasion du jaune a commencé après 7 heures de fécondation et s'est terminée après 19 heures de fécondation. Les extrémités de la tête et de la queue de l'embryon se distinguaient au stade du bouchon vitellin. L'invasion du jaune était terminée et le port de souffle était presque fermé.

c. Différenciation de l'embryon : La notocorde a été clairement observée 52 heures après la fécondation et à ce moment-là, 22 somites ont été observés et la formation du cristallin a commencé et la formation du cœur était presque terminée. La circulation sanguine a commencé sur le jaune dans le cœur rudimentaire situé en avant du sac vitellin et 89 à 93 battements cardiaques par minute ont été enregistrés à ce stade. Après 71,20 heures de fécondation, la région caudale s'est détachée de la masse vitelline et est devenue libre. Deux otolithes ont été observés dans la vésicule otique et 130 à 140 battements cardiaques par minute ont été observés. Au stade final du développement embryonnaire, l'embryon en croissance occupait tout l'espace prévitellin; un mouvement de contraction fréquent de la queue fouettant contre la capsule d'œuf a été présenté.

III.2. 1. 3. Elevage larvaire :

Dès l'éclosion, les larves sortent du tamis et se libèrent dans l'eau, où ils nagent verticalement vers la surface où elles opèrent une prise d'air pour le remplissage de la vessie natatoire, comme il l'indique **Roberts (1979)**.

Selon **Haniffaet al., (2006)**, 6-8 heures après l'éclosion, ceux ci-dessus se retrouvent dans la larve de carpe koi. Cette variation peut être due à une variation de température. Les larves de carpes koi ont commencé à se nourrir après 4 jours d'éclosion lorsqu'elles ont atteint une longueur de 4,3 à 5,0 mm. Le développement embryonnaire et larvaire de la carpe koi a



été étudié à une température ambiante de 18 à 20 ° C. Le taux de développement larvaire des larves variait chez les autres espèces. On pense que cette variation dépend de la température, plus la température est élevée, plus le développement est rapide. Le présent travail a généré des informations sur le cycle biologique précoce, les stades de développement et le début de la première période d'alimentation pour l'élevage larvaire. Cette étude aidera le biologiste des pêches à comprendre la biologie et l'écologie du poisson, ce qui pourrait être d'une grande utilité pour prendre les mesures appropriées pour le développement durable de la technologie de culture et de gestion de la carpe koi. (**Ghoshet al., 2012**).

Roberts1979, révèle que la vessie natatoire est un organe d'allègement volumineux (jusqu'à 7% du volume du corps) rempli de gaz. Sa fonction de base assure un mécanisme d'allègement et de la flottaison très utile puisque le poids spécifique du poisson d'eau douce est de 107% et celui du poisson d'eau de mer est de 105%. Au stade larvaire du poisson, la vessie natatoire se développe à partir d'un diverticule de la partie antérieure de l'intestin, l'air est directement avalé puis amené de force vers la vessie natatoire en suivant le conduit pneumatique réservé à cet effet.



Figure n°25 : Développement des larves du carpe koi *Cyprinus Carpio Carpio*.
(**Ben Abderrahmene et Ben Raghda, 2019**).

Le développement des larves de *Cyprinus Carpio Carpio* observé par (**Ben Abderrahmene et Ben Raghda, 2019**), est représenté dans la **figure. 25**. Selon ces auteurs, Cette période larvaire est marquée essentiellement par le développement des organes alimentaires et respiratoires. Le sac vitellin fournit les substances nécessaires à la croissance



et au développement. Sa taille diminue progressivement jusqu' à disparition complète, un peu après que les larves ont commencé à absorber de la nourriture extérieure.

La durée de cette période dépend donc généralement dans une large mesure de la taille initiale du sac vitellin, qui varie d'une espèce à l'autre, et de la vitesse de développement des larves, laquelle dépend avant tout de la température de l'eau.








Au vu des résultats et de la discussion ci-dessus, on peut conclure que le développement embryonnaire et larvaire de la carpe koi est essentiel pour connaître son histoire, la culture des alevins et pour la pépinière et l'aquaculture à petite échelle et commerciale.


Conclusion


Conclusion

Notre projet de fin d'étude, est une démarche par laquelle on a tenté de faire réussir la reproduction artificielle de la carpe koï (*Cyprinus Carpio Carpio*), et de réaliser le suivie larvaire tout en créant un bon milieu d'élevage pour ce poisson, afin de mettre en valeur cette espèce qui est très connue dans le monde et très rentable, mais qui n'est pas bien exploité dans notre pays. Cette étude alors aidera le biologiste des pêches à comprendre la biologie et l'écologie du poisson koi, ce qui pourrait être d'une grande utilité pour prendre les mesures appropriées pour le développement durable de la technologie de culture et de gestion de la carpe koi.

Les résultats obtenus montrent que :

-  Le système d'élevage en circuit fermé était une très bonne idée qui nous a permis de réduire les consommations en eau, et d'éviter le stress excessif causé aux poissons, et il nous a épargné la peine de nettoyer le bassin à chaque fois. Dans ce système, les filtres biologiques de notre bassin font reposer leur fonctionnement sur la présence de bactéries, qui ont pour mission d'éliminer les déchets du bassin naturellement
-  Essayer de trouver des recettes d'aliment et préparer l'aliment pour nos poissons par nous-même était une belle expérience qui nous a permis d'apprendre beaucoup sur la nourriture de carpe koi.
-  La reproduction de carpe koi n'est pas si difficile une fois qu'on a compris la biologie de l'espèce, ces exigences, alimentation, et comment elle se reproduise.
-  La fécondité élevée, la courte période embryonnaire et la technique d'élevage simple du poisson suggèrent que les koi sont des espèces appropriées pour la culture commerciale.
-  En raison d'une bonne réponse aux doses de l'ovaprim, des performances et de nouvelles techniques de reproduction, il est possible de mener un programme de reproduction de cette espèce à des fins commerciales.
-  Le développement embryonnaire de la carpe koi donne une meilleure idée de leurs stades de développement et cette information aide à la production de masse de ce poisson tropical ornemental en captivité.
-  En utilisant des doses de 0,4 ml / kg, 0,7 ml / kg et 1,0 ml / kg d'ovaprim, le taux de fécondation des œufs a été obtenu à 42,31%, 54,55% et 61,82%.

 En raison d'une réponse positive à l'hormone Ovaprim, d'un taux de fécondation et d'éclosion considérable, d'une courte période embryonnaire et d'un développement larvaire, il est possible de mener un programme d'élevage réussi de cette espèce commercialement.

 Les essais d'aliment, la conception et l'installation du système fermé, les obstacles, les échecs, la réussite, tout ça nous a permis d'approfondir nos connaissances, et compétences pratiques dans le domaine de pisciculture.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

Aurora Brønstad, (2004). Anesthésie par voie d'administration-

<https://org.uib.no/dyreavd/handoutselaring/Administration-routes-anesthesia.pdf>.

Ayson F., Lam Tj, (1993). Thyroxine injection of female rabbitfish (*sigannusguttatus*) brood'stock: changes in thyroid hormone levels in plasma, eggs, and yolk-sac larvae, and its effect on larval growth and survival. *Aquaculture* 109:83–93.

Balon E. K., (1969). Studies on the wild carp *Cyprinus Carpio* l. 1758. prace. *labo. rybarrtra*, 2, 99-120.

Ben Abderrahmene H. et Ben Raghda A., (2019). Essai de la reproduction artificielle et du suivi larvaire de la carpe koï (*CyprinusCarpioCarpio*), au niveau de la station (CNRDPA) d'Ouargla- *Mémoire de Master professionnel. Hydrobiologie marine et continentale – Université KasdiMerbah Ouargla. P 10- 40.*

Billard R., (1995). Les carpes biologie et élevage. *Paris : Inra, 387p.*

Billard R., (2005). Introduction à l'aquaculture. *Paris : Lavoisier, 235p.*

Billard R. Et Breton B., (1981). Le cycle reproducteur chez les poissons téléostéens. *Cahier de laboratoire de Montereau n°12. P 43-56.*

Billard R. Et Linhart O., (1995).Biology of sperm and artificial reproduction in carp. *Aquaculture.P 129, 95-112.*

Billard R. ; B. Breton et M.P. Dubois, (1971). Immun-cytologie et histochimie des poissons

Blqsiol G. C.; And M. Earle-Bridges, (2005).*koi: everything about, care, nutrition, diseases, pond design and maintenance, and popular aquatic plants.*Barrons educationalseries. Retrievedoctober 25, 2008.

Bouguenous A., Sidenas N., BensahlaTalet L., BensahlaTalet A. &Boutiba Z., (2013). Fécondité de la carpe commune *CyprinusCarpio* (Linné, 1758) pêchée dans le barrage de Merdjjet Sidi-Abed (W.Ghelizane) Algérie occidentale- *Laboratoire Réseau de Surveillance Environnementale (LRSE).*Université d'Oran-3^{ème}*ColloqueInternational sur la Biodiversité et Ecosystèmes Littoraux 26- 28 Novembre 2013, Oran, Algérie.*

Brien P., (1966). Biologie de la reproduction animale. *Paris : Dunod, P 292.*

Brusle Q., (2001). Biologie des poissons d'eau douce européens. *Paris : Tec et doc, P625.*

Corentin Lits, (2019). La température maximale de la carpe koi. support@aquiflor.com.
<https://www.aquiflor.com/temperature-maximale-carpes-kois>.

- Dahmani R. et Hadj Aissa A., (2015).** Reproduction artificielle, alevinage et prégrossissement de la carpe koi (*Cyprinus Carpio Carpio*), avec essai d'amélioration de la coloration par l'utilisation des pigments. *Mémoire d'ingénieur, ENSSMAL, P 67.*
- Darszon A, Labrca P, Nishigaki T., (1999).** Channels in sperm physiology. *physiological reviews volno.2. P79.*
- Emmanuelle, (2008).** Optimisation de deux systèmes de production piscicole : biotransformation des nutriments et gestion des rejets - École doctorale : Sciences Ecologiques, Vétérinaires, Agronomiques & Bio-ingénieries. *Toulouse - Spécialité : Sciences agronomiques et écosystèmes :P 111-117.*
- Fahima N., (2019).** Essai de la Reproduction artificielle et du suivi larvaire des deux espèces de la famille des cyprinidés : « Carpe commune » et « Poisson rouge » -*Mémoire de Master professionnel-Hydrobiologie marine et continentale. Université KasdiMerbah Ouargla. P24-70.*
- Fao, (2003).** The rôle of aquaculture in improving food security. *29^{ème} session Rome, P12-16 mai 2013.*
- Fao, (2018).** La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Objectifs de développement durable. Rome.
- Fao, (2003).** Review of the state of world aquaculture faoficheries circular. *no.886, rev.2. Rome. P95.*
- Ghillebaert F., (1996).** Le développement précoce des poissons en ecotoxicologie : exemple : la carpe commune (*Cyprinus Carpio*) : importance des facteurs environnementaux et de leurs interactions, diversification des critères detoxicité: pdf, P10.
- Ghosh A. K.; Biswas S.; Sarder L.; Sabbir W.; Rahaman S. M. B., (2012).** Induced breeding, embryonic and larval development of Koi carp (*Cyprinus Carpio*) in Khulna, Bangladesh. Fisheries and Marine Resource Technology Discipline, Khulna University. Bangladesh. <https://www.iasj.net/iasj/article/60059>. *Mesopot. J. Mar. Sci., 2012, 27(1): P1-14*
- Grant, W. T.; Ling N.; Hicks B.J.; Matthew W., (2006).** Age composition, growth, and reproduction of koi carp (*Cyprinus Carpio*) in the lower Waikato region, New Zealand. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 2006, Vol. 40: P571-583*
- Guillet Ph., (2005).** Poisson de bassin- Poisson rouge (*Carassius Aurataus* – Linné, 1758). <http://www.passionbassin.com/koi/reproduction>. Php.
- Hailu M., (2013).** Reproductive aspects of common carp (*Cyprinus Carpio*- Linné, 1758) in a tropical reservoir (Amerti: Ethiopia). *Journal of Ecology and the Natural Environment Vol.*

5(9). P260-264, September 2013.

Hamady A.A., (2010). Reproductive Biology of Common Carp (*Cyprinus Carpio* L.) from AL-Gharraf Canal at Wasit province-Iraq. II. Fecundity of Females. *Ibn Al- Haitham J. For Pure & Appl. Sci. Vol.23 (1)2010.*

Haniffa M.A.; Benziger P.S.A.; Arockiaraj A.J.; Nagarajan M. and Siby P., (2006). Breeding Behaviour and Embryonic Development of Koi Carp (*Cyprinus Carpio*). *Journal of Bio-Science, 14: P121-125.*

Heerfordt L., (1991). Test of the efficiency of alternative treatment systems on the effluents from traditional trout farms in Denmark. *EAS Special Publication n°14: P 140-141.*

Horvath L., (1985). Egg development (oogenesis) in the common carp *Cyprinus Carpio*. In: *J. Muir & R.J. Roberts (eds.), Recent advances in aquaculture. Volume 2. Croom Helm. London & Sidney, West views Press, Boulder, Colorado. P 31-77.*

Huet M., (1970). Traité de pisciculture. Bruxelles : *Editions Ch. De Wyngaert. P718.*

Jana Louise Smit, (2019). Suggestions d'alimentation pour nouveau-né des poissons koi <https://pethelpful.com/aquariums/Feeding-Suggestions-for-Koi-Newborn-to-Three-Months>.

Jean-Claude G., (2020). La production du système aquaponique : Auge d'incubation en aquaponie- Chambre d'agriculture de la Vendée- accueil@truitesaquaponiques.com.

Joadder M. A. R.; Hossain M. D. & Nur-E S., (2009). Fecundity and sex-ratio of common carp, *Cyprinus Carpio* var. *communis* (L.). *J. bio-sci. 17: P159-160.*

Karami N.; Celemente R.; Moreno--Jimenez E.; Lepp Nw.; Beesley L., (2011). Efficiency of green waste compost and biochar soil amendments for reducing lead and copper mobility and uptake to ryegrass. *Journal of hazardous materials 191: P41-48. doi: 10.1016/j.jhazmat.2011.04.025.*

Kartas M. & Sezer M., (2005). Reproduction Characteristics of population of Carp (*Cyprinus Carpio*) Inhabiting in Almus Dam Lake, Turkey. *Journal of Biological Sciences. 5(23) : P119-123.*

Keith P. ; Persat H. ; Feunteun E. ; Allardi J., (2011). Les poisons d'eau douce de France. *Biotope éditions. Mèze-muséum national d'histoire naturelle, Paris 2011. P382-385.*

Kevin O. ; Paul M. ; Silke D. ; Adamneh D. ; Peter A. ; Robinson O. ; Boaz K. ; Herwig W., (2019). The Contribution of Fish to Food and Nutrition Security in Eastern Africa: Emerging Trends and Future Outlooks

Lam Tj., (1994). Hormones and eggs/larval quality in fish. *J world aquacsoc 25: P2-12*

- Laurent Gennari, (2018).** Multiway generalized canonical correlation analysis. <http://www.fao.org/3/ca2769fr/ca2769fr.pdf>
- Legendre M. ; Leveque C., (1996).** L'aquaculture : les poissons des eaux continentales africaines. *Aquatic Living Ressources- alg- journal. org*
- Linnaeus C., (1958).** Cultured aquatic species fact sheets *syst. nat. hafina.,1: P634.*
- Mac M.J., (1988).** Toxic substances and survival of lake Michigan salmonids: field and laboratory approaches. *adv. environs. sci. technol., 2l 3 89-40 i.*
- Meddour A. R., (1988).** Parasites of freshwater fishes from Lake Oubeira, Algeria. Thesis of Master of Science, *department of Zoology, Liverpool University.*
- Mohanta K. N. ; Fubramanian S. ; Komarpant N. ; Nirmale A. V., (2008).** Breeding of goldfish, Indian council of agricultural research (icar) - *Technical bulletin n°16.*
- Nellson J. S., (1994).** *Fishes of the World, ed. 3.* John Wiley&Sons, New York, *P1-523.*
- Nicolas D., (1992).** Méthodes d'élevages et de sélection de la carpe ornementale japonaise (*Cyprinus Carpio*). *ecolenationale vétérinaire d'alfort.P71.*
- Pascal M. ; Denis Vigne J. ; LorvelecO., (2006).** Invasions biologiques et extinctions. 11 000 ans d'histoire des vertébrés de France. *Éditions belin et quae, paris. P350.*
- Philippe De Vries, (2020).** Anatomie du poisson Koi. University Antwerpen. <https://www.aquajardin.net/dos>
- Pierre-François Danse, (2019).** Comment fonctionne la reproduction des carpes kois. [https://www.foudebassin.com/blogs/conseils.](https://www.foudebassin.com/blogs/conseils)
- Roberts, (1979).** Pathologie des poissons. *Paris : maloines. À éditeur.317p*
- Seridi F., (2011).** L'aquaculture en Algérie : évolution, état actuel et essa d'analyse de durabilité. Magister en Aquaculture. *Université Badji Mokhtar Annaba*
- Shafi S. ; Yousuf A. R. &Parveen M., (2012).** Study on the fecundity of *Cyprinus Carpio* communis (Linnaeus, 1758, introduce). *International Journal of Scientific and Research Publications, Volume 2, Issue 2, February 2012.*
- Sorgeloos P.; Lavens P., (1986).** Manual for the culture and use of brineshrimp *Artémia* in Aquaculture. *Artémia. Réf. Centre.Fac. Agri. Sta. Univ. Ghent. Belgium.91-95p.*
- Trabelsi Z. A., (2011).** Effet intra-ponte du moment d'éclosion sur la morphologie, la croissance et l'efficacité métabolique des larves de *Brochet Esox lucius* et de la carpe commune *Cyprinus Carpio*. Université de SFAX- Faculté des sciences de SFAX Mém. *Inst. Océano. P. Ricard 2006, P 91 – 96*

Leger P.; Bengtson D. A.; Simpson K. L.; Sorgeloos P. I., (1986). The nutritionnel value of Artémia. Brine Shrimp Artémia: Ecol, *Cult, Use Aquacult.* In: *persoone, G., P. soergeloos., O. A. Roels., E. jaspers(eds). Univ.Press. Wett.Belgium.,3 :357-372.*

Référence Electronique :

1. <https://slvf-associes.com/pisciculture>
2. http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_algeria/fr
3. http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_china/fr
4. <https://www.allpondsolutions.co.uk/fishkeeping-advice/a-history-of-koi-fish.html>
5. <https://nationalzoo.si.edu/animals/japanese-koi>
6. <http://www.etangs-occitanie.com/news/reproduction-artificielle-des-kois/>
7. <http://www.etangs-occitanie.com/news/reproduction-artificielle-des-kois/>
8. <https://universdujapon.com/blogs/japon/carpe-koi-signification>
9. <https://www.koiacres.com/koi-history.html>
10. <http://step-no.over-blog.com/page-6578974.html>
11. <https://www.zoomalia.com/blog/article/carpe-koi-tout-savoir.html>
12. <http://www.les-petits-futes-de-la-ligne.com/pages/nos-outils/anatomie-interne.html>
13. <http://www.karpeace.com/carpe/moeurs/>
14. <https://www.maxizoo.fr/conseils/aqua/bassin/la-carpe-koi.htm>
15. http://www.aquatechnobel.be/index.php?pg=poisson/Les_origines
16. <https://www.zoomalia.com/blog/article/reproduction-carpe-bassin.html>
17. <https://www.veauville.fr/la-faune-du-jardin-au-clos/pour-les-carpes-ko%C3%AF-cliquez-ici/>
18. https://www.caperlan.fr/conseils/comment-bien-choisir-son-appat-carpe-a_42336
19. <https://pondinformer.com/homemade-koi-food-guide/>
20. <http://www.fao.org/3/AC549F/AC549F06.htm>
21. <https://www.aquakoi.fr/comment-faire-reproduire-les-carpes-koi/>
22. <https://youtu.be/Mx2vjF4Lgd4>
23. <https://www.aujardin.info/fiches/bassin-filtre>
24. <https://youtu.be/ez7GG7EFQsE>
25. <https://pondinformer.com/homemade-koi-food-guide/>
26. <https://www.kodamakoifarm.com/what-is-nishikigoi-history-meaning/>

Annexes



Annexe 1 :

Présentation du lieu du projet :

- ✓ **Adresse:** Mkhadema cité 80
- ✓ **Wilaya:** Ouargla
- ✓ **Superficie:** 3X6 m

1. Comment le frai se déclenche-t-il naturellement ?

Le frai, la libération de gamètes (ovocytes / œufs matures par la femelle ou de sperme / laitance par le mâle) à partir des gonades (ovaires ou testicules), est le dernier événement du cycle reproducteur (**Rottmann *et al.*, 1991**), et est le résultat d'interactions complexes entre une variété d'hormones et différents tissus / organes dans le corps du poisson.

2. Qu'est-ce que Ovaprim?

Ovaprim est une préparation peptidique liquide qui contient un analogue de l'hormone de libération des gonadotrophines de saumon (GnRH) et un inhibiteur des neurotransmetteurs cérébraux (dopamine).



Figure n°01 : Photo de l'hormone de l'ovaprim

Dans l'industrie de la pêche ornementale, Ovaprim est utilisé comme aide au frai pour induire l'ovulation (libération d'ovocytes / œufs matures) et la spermiation (libération de laitance / sperme) chez les géniteurs matures et correctement conditionnés. Ovaprim est particulièrement utile pour les espèces pour lesquelles le frai naturel en captivité est difficile à induire (**Rottmann *et al.*, 1991**).



Note : l'utilisation d'Ovaprim ne garantit pas la réussite de la fécondation, du développement et de l'éclosion des alevins. Dans l'ensemble, une bonne gestion de l'élevage et des éclosiers, y compris une bonne génétique, une bonne nutrition, l'environnement (y compris la qualité de l'eau), les substrats, la structure sociale et d'autres facteurs affecteront la qualité des œufs et de la laitance, l'éclosion des œufs et la survie des alevins.

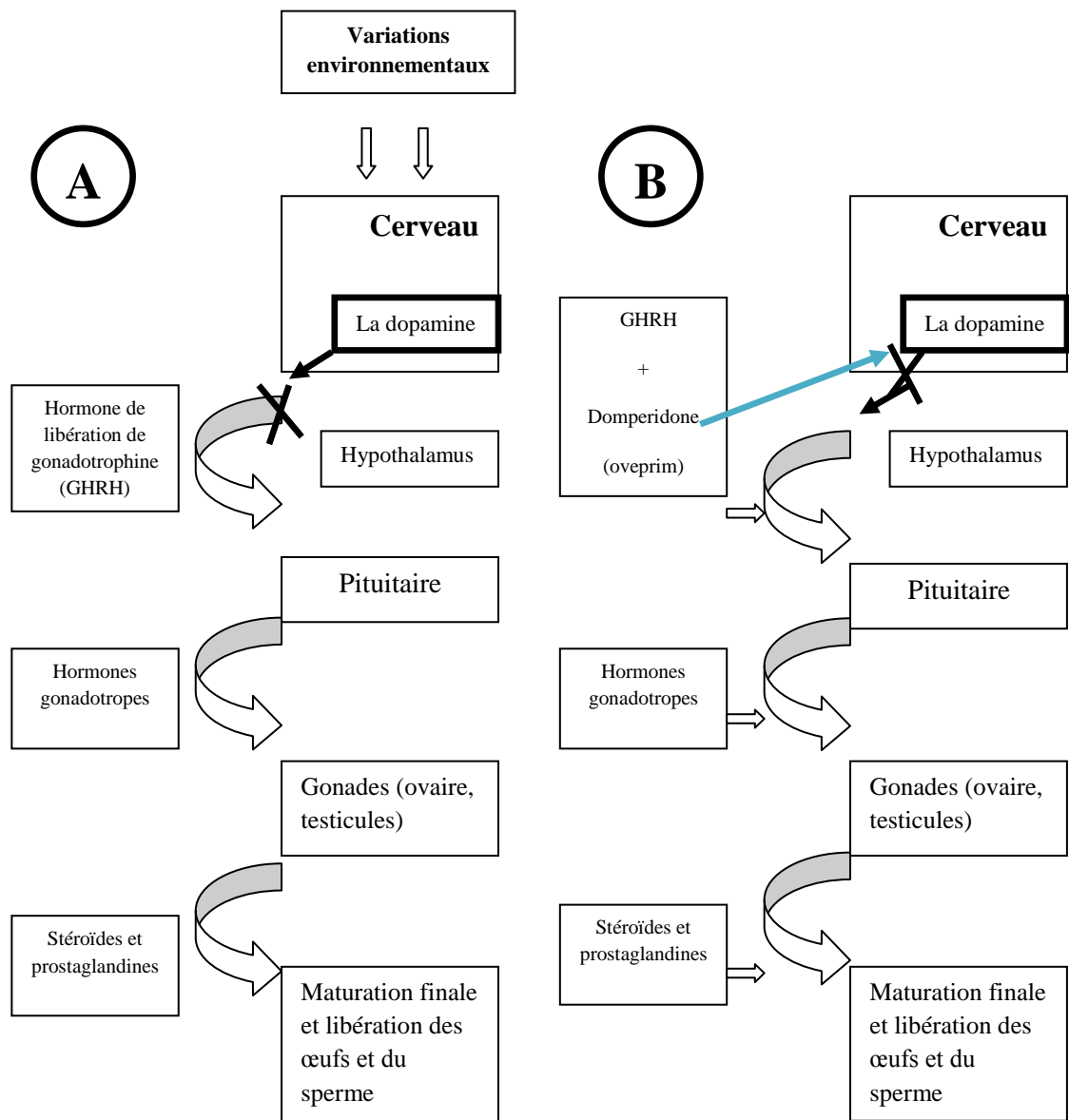


Figure n°02 : Cascade de reproduction naturelle (A) et induite par Ovaprim (B) chez les poissons (Rottmannet al., 1991).



3. Comment Ovaprim agit-il?

Pour certaines espèces ornementales, il a été difficile de déterminer quels signaux environnementaux naturels conduiraient à l'ovulation et à la spermiation. La GnRH synthétique d'Ovaprim ressemble beaucoup à celle des GnRH naturelles et, dans de nombreuses espèces, elle est en fait plus puissante. Lorsqu'elle est injectée dans la cavité corporelle (cœlome ou abdomen) ou dans le muscle d'un poisson réceptif, mature et conditionné, la GnRH synthétique se déplace du site d'injection à travers le sang jusqu'aux sites d'activation de l'hypophyse. Ovaprim initie la cascade reproductrice et élimine le besoin d'un déclencheur naturel. La dompéridone, l'autre composant actif d'Ovaprim, aide à bloquer les effets inhibiteurs de la dopamine (**Rottmann *et al.*, 1991**).



A

B

Figure n° 03: **A:** Injection intracoelomique (intrapéritonéale). La tête du poisson doit être plus basse que la queue pendant le processus d'injection pour aider à éloigner les organes du site d'injection. **B:** Injection directement derrière la nageoire dorsale, ou derrière, mais de chaque côté est une autre bonne option (**Rottmann *et al.*, 1991**).

Les ogons:

Nos poissons sont de la famille HikariMojimono(**lesogons**)

1. L'origine: Les Ogons sont des Koï métalliques et unicolores. Ils sont connus sous le nom générique de "Ogon". "Hikari" signifiant "luisant ou métallique". "Mono" quant à lui, signifie "un" et finalement "Ogon" signifie "doré".



On va souvent entendre des noms différents qui incluent "Muji" qui signifie aussi "un". En appelant une Famille "HikariMujimono", on semble dire deux fois la même chose mais c'est le nom correct de cette famille.

Pour compliquer un peu la chose, les variétés Matsuba sont dans la même famille car ces poissons ont en fait une seule couleur.

Vers 1921, Mr SawataAoki captura dans un cours d'eau un Magoi avec des lignes dorées sur le dos.

Fasciné par cette découverte, il se mit à sélectionner des poissons avec ces lignes dorées, et, quatre ou cinq générations plus tard, d'anciennes variétés comme les Ginbo, Kinbo, KinKabuto et Gin Kabuto étaient créés. Les variétés actuellement sans valeur sont à l'origine des Ogon(http://www.aquatechnobel.be/index.php?pg=poisson/Les_Ogon).

2. Comment juger de la qualité d'un Ogon ?

1. L'éclat métallique doit être bien régulier.
2. La couleur doit être bien régulière.
3. La forme du corps doit être parfaite.
4. La tête doit être sans taches.
5. Les pectorales doivent être bien colorées et avec un fort éclat métallique.
6. Le Fukurin est un plus.



YamabukiOgon

Le NezuOgon

Figure n°04 : photo des poissons koïde la famille HikariMojimono(les ogon).

• YamabukiOgon:

Cette couleur est appelée Yamabuki car, au Japon il existe une rose avec ce jaune brillant. Sur base du YamabukiOgon, les éleveurs ont créé le KinShowa et le KinKiUtsuri. Sur ce poisson, le Fukurin qui donne un aspect réticulé est bien présent (http://www.aquatechnobel.be/index.php?pg=poisson/Les_Ogon).



- Le NezuOgon: une ancienne variété gris métallique.

3. Les quelques variétés de carpe koi :

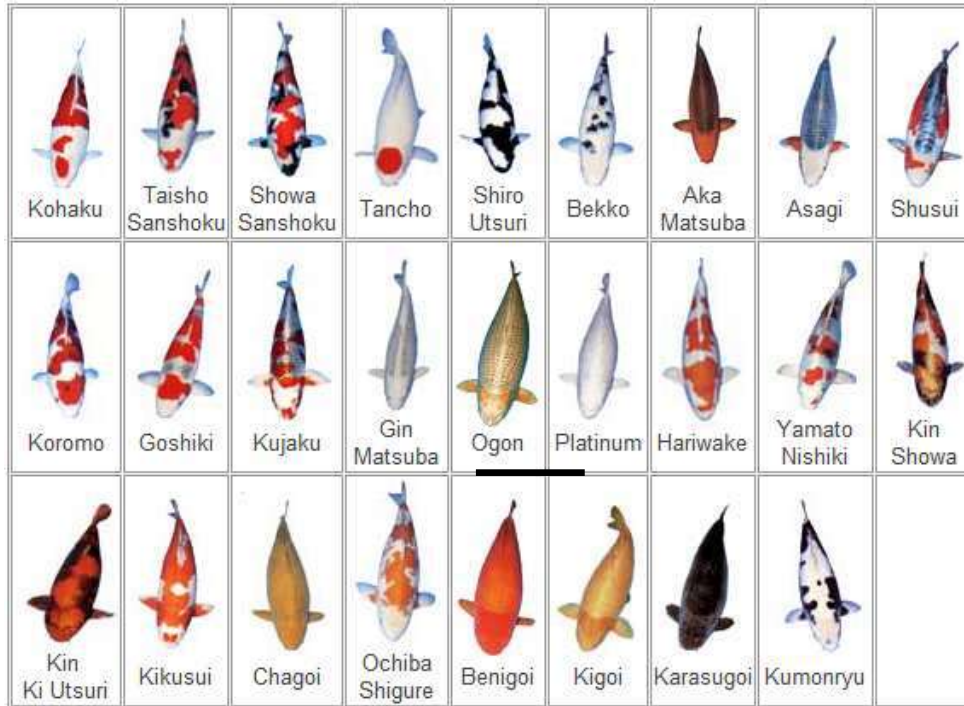


Figure n°05 : Photo de quelques variétés de carpe koi

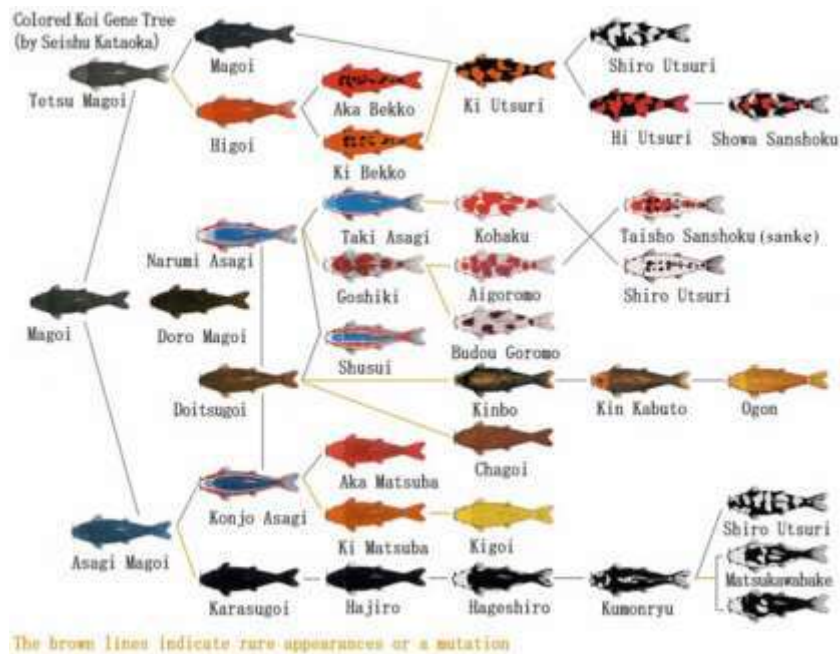


Figure n° 06 : Arbre du gène carpe koi coloré(SeishuKataoka, 2006)



4. Alimentation de carpe koi:

- ✓ De 1 an à 2 ans ½, un koi mange plus ou moins 5% de son poids par jour.
- ✓ De 2 ans ½ à 3 ans, un koi mange 2 à 2,5 % de son poids (ex. un koi de 1 kg doit manger 20g de nourriture par jour).
- ✓ A partir de 3 ans, le koi mange généralement 1,5 à 2% de son poids(https://www.aquajardin.net/dos_alimentation_koi.htm).

5. Est-ce que la carpe koi est comestible :

Carpe koi est bien comestible puisque c une carpe, mais il faut s'assurer qu'elle est élevée dans un endroit propre est sûr, car les carpeskois préfèrent généralement des milieux stagnants, boueux.

6. La carpe en cuisine:

Sur le plan de la nutrition, nous avons là un poisson semi-gras. La majorité des lipides sont des acides gras insaturés bénéfiques pour la santé cardio-vasculaire, de valeur calorique moyenne. Le poisson est riche en protéines (<https://www.consoglobe.com/poisson-carpe-cg>).

- ✓ Valeur énergétique pour 100 g
- ✓ 100 kcal
- ✓ Valeurs nutritionnelles pour 100g
- ✓ protéines: 18
- ✓ glucides: 0 g
- ✓ lipides: 3 g
- ✓ Elle apporte en outre du phosphore et des vitamines du groupe B.



Figure n°07 : Photo du quelque plat de koi



7. Les carpes koi dans les étangs boueux :



Figure n°08 : Photo Des carpes koi dans les étangs boueux

Annexe 02 :

1. Les étapes de fabrication de filtre biologique/mécanique

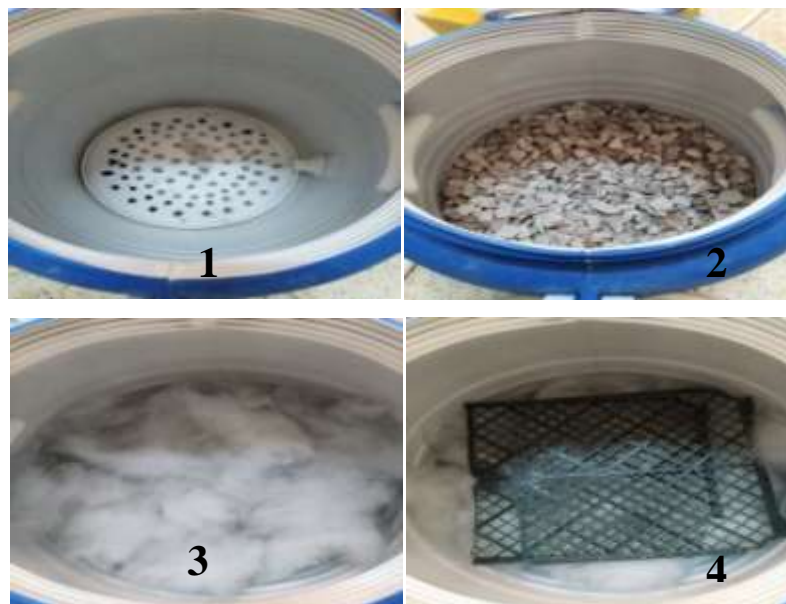


Figure n°01 : Représente les étapes de fabrication de filtre biologique/mécanique



2. Utilisation de filtre biologique/mécanique :



Figure n°02 : L'eau avant/après la filtration

1. Bassin d'élevage :



Figure n°03 : Une cuve IBC 1000 litres pour les géniteurs

2. Les bouteilles d'incubation :

☞ Les bouteilles et jarres pour l'incubation que nous avons prévu de les fabriquer.



Figure n°04 : Les bouteilles d'incubation



Figure n°05 : Installation du système fermé



Figure n°06: Les ingrédients utilisés dans la fabrication de la pâte de poissons

Essai de la reproduction artificielle et du suivi larvaire de la carpe koi (*Cyprinus carpio carpio*)

Résumé : Notre projet de fin d'étude est une tentative à la réalisation de la reproduction artificielle de la carpe koi (*Cyprinus carpio carpio*), et de faire le suivie larvaire. Les résultats obtenus montrent que :

- L'élevage en circuit fermé permet un meilleur contrôle de certains des facteurs limitant de la qualité d'eau tels que le dioxyde de carbone et l'azote ammoniacal total
- Le métabolisme des poissons koi ralentit quand les températures d'eau diminuent
- L'optimum thermique pour la croissance de la carpe varie de **15°C à 27°C**
- Les carpes koi se reproduisent à partir du mois d'Avril dans les pays chauds, jusqu'au mois d'Août,
- La température optimale de la reproduction de la carpe est entre **22°C à 24°C**.
- Le taux de développement larvaire des larves, dépend de la température, plus la température est élevée, plus le développement est rapide.

Mots clés : Carpe koi, Reproduction induite, Ovaprim, Suivie larvaire, Système fermé.

Trial of artificial reproduction and larval monitoring of koi carp (*Cyprinus carpio carpio*)

Summary: Our end-of-study project is an attempt to achieve the artificial reproduction of koi carp (*Cyprinus carpio carpio*), and to monitor larvae. The results obtained show that:

- Closed-circuit farming allows better control of some of the factors limiting water quality such as carbon dioxide and total ammoniac nitrogen,
- The metabolism of koi fish slows down when water temperatures drop,
- The thermal optimum for carp growth ranges from **15 ° C to 27 ° C**
- Koi carp reproduce from April in hot countries, until August,
- The optimum temperature for carp reproduction is between **22C ° to 24C °**.
- The larval development rate of the larvae depends on the temperature, the higher the temperature, the faster the development.

Keywords: Koi carp; Induced reproduction; Ovaprim; Larval monitoring; Closed system.

تجربة التكاثر الصناعي ومراقبة يرقات أسماك الكارب (*Cyprinus carpio carpio*)

المخلص: مشروعنا في نهاية الدراسة هو محاولة لتحقيق التكاثر الصناعي للكارب كوي (*Cyprinus carpio carpio*) ومراقبة اليرقات. تظهر النتائج التي تم الحصول عليها ما يلي:

- تسمح الزراعة ذات الدائرة المغلقة بالتحكم بشكل أفضل في بعض العوامل التي تحد من جودة المياه مثل ثاني أكسيد الكربون والنيتروجين الكلي للأمونيا،
- يتباطأ التمثيل الغذائي لأسماك الكوي عندما تنخفض درجة حرارة الماء،
- تتراوح درجة الحرارة المثلى لنمو سمك الكارب الكوي من 15 درجة مئوية إلى 27 درجة مئوية
- يتكاثر كارب كوي من أبريل في البلدان الحارة حتى أغسطس ،
- تتراوح درجة الحرارة المثلى لتكاثر الكوي بين 22 درجة مئوية و 24 درجة مئوية.
- يعتمد معدل نمو اليرقات على درجة الحرارة ، فكلما ارتفعت درجة الحرارة ، كان التطور أسرع.

الكلمات المفتاحية: كارب كوي ، التكاثر المستحث ، الأوفابريم ، مراقبة اليرقات ، النظام المغلق