

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République algérienne démocratique et populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل

Ecole nationale supérieure des sciences de la mer et de l'aménagement de littoral



Mémoire de fin d'études en vue d'obtention du diplôme d'ingénieur, master et start-up/brevet en sciences de la mer

Option : **AQUACULTURE**

Thème :

Maitrise et suivi de la reproduction artificielle et de l'alevinage de la carpe koï « *Cyprinus carpio carpio* »

Présenté par :

Meriem MESSAOUDENE

Soutenu le 16 juillet 2023 devant le jury :

Mme Nabila MESLEM	(ENSSMAL)	Promotrice
Mr Fouad SALHI	(GARDEN)	Co-promoteur
Mme Nora DJAHNIT	(ENSSMAL)	Présidente
Mr Hicham LOURGUIOUI	(ENSSMAL)	Examinateur
Mme Houda FELLAH	(ENSSMAL)	Examinatrice
Mr Bassem MIHOUBI	(ANADE)	Examinateur

Promotion : 2023

Remerciements

Je tiens tout d'abord à exprimer ma profonde gratitude envers toutes les personnes qui ont contribué à la réalisation de mon mémoire de fin d'études. Leur aide précieuse a joué un rôle déterminant dans l'aboutissement de ce travail.

Je souhaite tout particulièrement remercier Mr **Fouad Salhi** pour sa guidance experte, ses conseils éclairés et sa disponibilité tout au long de ce travail, Sa contribution intellectuelle et ses pistes de recherche m'ont permis d'approfondir mes connaissances et d'enrichir mon travail.

Mes remerciements s'adressent également à ma promotrice **Mme Meslem** pour son investissement au-delà de la supervision de mon mémoire, elle a été une source d'inspiration pour moi, je suis profondément reconnaissante et je serai reconnaissante de l'avoir eue comme promotrice.

Je tiens à remercier aussi la responsable de production **Khadija**, pour sa volonté de m'emmener à Garden a grandement facilité mon quotidien, sa présence durant les trajets a également créé un environnement agréable et convivial.

Je suis également reconnaissante pour **Mme Maouel** et son aide à élaborer un Business Model Canva (BMC) solide et cohérent. Je tiens à souligner mes remerciements à **Mr Loubar** qui m'a accueilli dans son établissement « Alcodefi » pour la réalisation de mon BMC.

Enfin, je tiens à remercier **ma famille** et **mes amis** pour leurs encouragements constants et leur compréhension durant cette période exigeante, leur présence bienveillante a été ma source de réconfort et de motivation tout au long de cette expérience.

INTRODUCTION	2
Chapitre I	3
I. Généralités	3
1. Historique	3
2. Systématique	3
3. Variétés de la carpe koï	4
3.1 Coloration et pigmentation	4
3.2 Les variétés	4
4. Ecologie.....	7
4.1 Répartition géographique	7
4.2 Milieu	7
4.3 Régime alimentaire	8
4.4 Longévité et croissance	8
5. Biologie	9
5.1 Morphologie.....	9
5.2 Modes de reproduction	11
5.3 Dimorphisme sexuel	12
5.4 Maturation sexuelle.....	12
5.5 Cycles sexuels	13
6. Amélioration génétique	16
6.1 Les croisements et les hybridations	16
6.2 La sélection	16
7. Maladies de la carpe koï.....	16
Chapitre II	18
II. Matériels et méthodes	19
1. Présentation de la structure « Garden-Aqua ».....	19
2. Matériels utilisés	19
3. Méthode utilisée	21
3.1 Pêche et sélection des géniteurs	22
3.2 Sexage	24
3.3 Adaptation des géniteurs	25
3.4 Alimentation des géniteurs	26
3.5 Anesthésie des géniteurs	27

3.6	Désinfection	27
3.7	Contrôle de maturité des gonades	28
3.8	Reproduction.....	29
3.10	Incubation	36
a.	Fécondité relative :	37
b.	Taux de fécondation :	37
c.	Analyse statistique :.....	37
3.11	Éclosion.....	38
a.	Taux d'éclosion :	38
3.12	Sevrage.....	39
3.13	Transfert des larves	41
3.14	Alevinage	43
3.15	Estimation du nombre des alevins	44
3.16	Etude de la pigmentation des alevins.....	45
Chapitre III	19
III.	Résultats et discussion.....	47
1.	Alimentation des géniteurs et des larves	47
2.	Paramètres physico-chimiques de l'eau	49
3.	Maturité des gonades.....	51
4.	Réponse à la stimulation hormonale	52
5.	Fécondité relative	53
6.	Taux de fécondation	54
7.	Taux d'éclosion et le développement embryonnaire.....	55
8.	Mortalités et traitement de la maladie « Saprologniose »	58
9.	Croissance des alevins.....	60
10.	Etude de la pigmentation et la coloration des alevins	62
CONCLUSION GENERALE	67
ANNEXES	39
Annexe I	76
I. BMC : le Business Model Canva	76

Liste des figures

Figure 1 : Carpes koïs (Photo de Aquascape.com 2021)	4
Figure 2 : Quelques variétés des carpes koïs (photo de Aquatechnobel.com, 2008)	6
Figure 3 : Morphologie de la carpe koï (Photo de koi-prestige.com)	10
Figure 4 : Dimorphisme sexuel chez la carpe koï	12
Figure 5 : Ovogenèse et spermatogenèse chez les poissons (Photo de Woynarovich et Horváth, 1981).....	15
Figure 6 : Bassins	21
Figure 7 : Aquariums.....	21
Figure 8 : Etang	21
Figure 9 : Nids artificiels.....	21
Figure 10 : Multi-paramètres.....	21
Figure 11 : Loupe binoculaire	21
Figure 12 : Balance électronique (OHAUS)	21
Figure 13 : Thermostat	21
Figure 14 : Ichtyo-mètre.....	21
Figure 15 : Pêche des géniteurs.....	22
Figure 16 : Mensuration des géniteurs sélectionnés.....	22
Figure 17 : Femelle mature	24
Figure 18 : Mâle mature	24
Figure 19 : Mélange d'aliment granulé et poly vitamine (AL1)	26
Figure 20 : Huile de girofle	27
Figure 21 : Bleu de méthylène	28
Figure 22 : Formol à 4%.....	28
Figure 23 : Cathéter utilisé pour le prélèvement des ovocytes.....	28
Figure 24 : Méthode de prélèvement des ovocytes	28
Figure 25 : Hypophyse des carpes (EPC).....	30
Figure 26 : Préparation de l'hormone hypophyse des carpes (EPC).....	31
Figure 27 : Lieu et matériels nécessaires pour induction hormonale	32
Figure 28 : Anesthésie des géniteurs	33
Figure 29 : Injection des géniteurs	33
Figure 30 : Récupération des œufs (stripping)	34
Figure 31 : Récupération de la laitance	34
Figure 32 : Insémination artificielle	35
Figure 33 : Bassin d'incubation.....	36
Figure 34 : Aquarium d'incubation	36
Figure 35 : Aquarium alimenté par l'eau verte (phytoplancton).....	38
Figure 36 : Jaune d'œuf cuit, broyé et dilué.....	39
Figure 37 : Cystes d'artémia utilisés	40
Figure 38 : Processus de décapsulation des cystes d'artémia	40
Figure 39 : 100g de NPK et d'azote uréique	41
Figure 40 : Chlorelle en poudre.....	41
Figure 41 : Fertilisation du bassin	41
Figure 42 : Transfert des larves aux étangs et aux bassins d'alevinage	42
Figure 43 : Aliment broyé pour les alevins	43

Figure 44 : Aliment sous forme de granulés	43
Figure 45 : Estimation du nombre de larves par la méthode volumétrique	44
Figure 46 : Comptage des alevins	44
Figure 47 : Pêche des alevins	45
Figure 48 : Séparation des alevins.....	45
Figure 49 : Capsules des cystes d'artémia observés sous loupe binoculaire (×40)	48
Figure 50 : Cystes d'artémia en cours de décapsulation observés sous loupe binoculaire (×40)	48
Figure 51 : Décapsulation presque complète des cystes d'artémia sous loupe binoculaire (×40)	48
Figure 52 : Ovocytes en cours de maturation prélevées de la femelle F4 observés sous loupe binoculaire (×40).....	51
Figure 53 : Ovocytes non matures prélevées de la femelle F5 observés sous loupe binoculaire (×40).....	51
Figure 54 : Fécondité relative chez les femelles (F1, F2 et F4)	53
Figure 55 : Taux de fécondation des six croisements	54
Figure 56 : Taux d'éclosion des six croisements	55
Figure 57 : Stades de développement embryonnaire et larvaire chez la carpe koï observés sous loupe binoculaire (×40)	57
Figure 58 : Taux de mortalité des six croisements durant l'élevage larvaire et l'alevinage	58
Figure 59 : Larves attaquées par la saprolégniose observés à l'œil nu	59
Figure 60 : Larve attaquée par la saprolégniose observés sous loupe binoculaire (×40).....	59
Figure 61 : Traitement au bleu de méthylène et au formol 4%	59
Figure 62 : Hétérogénéité des alevins de même âge	60
Figure 63 : Alevin de 25jours au début du 1 ^{er} alevinage.....	61
Figure 64 : Alevin de 38jours à la fin du 1 ^{er} alevinage	61
Figure 65 : Pourcentages des caractères obtenus pour les trois croisements	62

Liste des tableaux

Tableau 1 : Caractéristiques et performances du premier et 2ème alevinage de la carpe en étang extérieur (Billard, 1995).....	9
Tableau 2 : Maladies courantes chez la carpe koï.....	17
Tableau 3 : Géniteurs sélectionnés avec la description, le poids et leurs tailles.....	23
Tableau 4 : Composition des deux aliments utilisés (AL1 et AL2).....	26
Tableau 5 : Doses hormonales injectées aux géniteurs.....	30
Tableau 6 : Quantités et type d'aliment donnés aux géniteurs.....	47
Tableau 7 : Valeurs de température et d'oxygène dissous durant l'adaptation des géniteurs.....	49
Tableau 8 : Valeurs de température et de l'oxygène dissous pendant la période de l'élevage larvaire et l'alevinage des trois croisements (1, 2 et 3).....	49
Tableau 9 : Valeurs de température et d'oxygène dissous pendant l'élevage larvaire et l'alevinage des trois croisements (4, 5 et 6).....	50
Tableau 10 : Réponses des géniteurs à l'injection hormonale.....	52
Tableau 11 : Caractères et couleurs de la peau des géniteurs croisés et des alevins obtenus.....	63

Liste des abréviations

EPC	Hypophyse des carpes
NPK	Azote, phosphore et potassium
KHV	Koi herpes virus
FAO	Food agriculture organisation
l	Litre
kg	Kilogramme
g	Gramme
mg	Milligramme
m²	Mètre carré
m³	Mètre cube
cm	Centimètre
mm	Millimètre
°C	Degré celcus
°h	Degré heure
°J	Degré jour
pH	Potentiel d'Hydrogène
F1	Femelle 1
F2	Femelle 2
F3	Femelle 3
F4	Femelle 4
F5	Femelle 5
M1	Mâle 1
M2	Mâle 2
M3	Mâle 3
M4	Male 4
M5	Male 5
M6	Male 6
M7	Male 7
B1	Bassin 1
B2	Bassin 2
B3	Bassin 3
A1	Aquarium 1
A2	Aquarium 2
A3	Aquarium 3
AL1	Aliment 1
AL2	Aliment 2
BMC	Business Model Canva

Résumé

L'étude explore différentes techniques utilisées pour faciliter la reproduction de la carpe koï, notamment la manipulation des conditions environnementales, le contrôle hormonal et la sélection génétique. La manipulation des conditions environnementales, telle que le contrôle de la température de l'eau, permet de synchroniser la période de frai et d'optimiser les taux de succès de reproduction. De plus, une alimentation adéquate des géniteurs est essentielle pour une fécondité élevée. L'étude met également en évidence la possibilité d'obtenir des variations de couleurs uniques chez les alevins de koï à partir de divers croisements. La sélection génétique est un autre aspect crucial pour améliorer la carpe koï, et la méthode des croisements dirigés permet d'obtenir des caractéristiques spécifiques.

Mots clés: Carpe koï, sélection génétique, contrôle hormonal, aliment, croisement, fécondité, coloration, pigmentation.

Abstract

The study explores different techniques used to facilitate koi carp reproduction, including manipulation of environmental conditions, hormonal control and genetic selection. Manipulation of environmental conditions, such as water temperature control, can synchronize the spawning period and optimize reproductive success rates. In addition, adequate brood-stock nutrition is essential for high fecundity. The study also reveals the possibility of obtaining unique color variations in koi fingerlings from various crossbreeds. Genetic selection is another crucial aspect of improving koi carp, and the method of directed crossbreeding makes it possible to obtain specific characteristics.

Keywords: koi carp, genetic selection, hormonal control, food, crossbreeding, fecundity, coloration, pigmentation.

ملخص

الدراسة تستكشف مختلف التقنيات المستخدمة لتسهيل تكاثر سمك الكوي، بما في ذلك التلاعب في الظروف البيئية، والتحكم الهرموني، والانتقاء الجيني. التلاعب في الظروف البيئية، مثل التحكم في درجة حرارة الماء، يسمح بتزامن فترة التكاثر وتحسين معدلات نجاح التكاثر. بالإضافة إلى ذلك، التغذية المناسبة للأبوين ضرورية للخصوبة العالية. تسلط الدراسة الضوء أيضًا على إمكانية الحصول على تنوع الألوان الفريدة في النسل الصغير لسمكة الكوي من خلال التزاوج المختلف. التربية الجينية هي جانب آخر مهم لتحسين سمكة الكوي، وتقنية التزاوج الموجه تسمح بالحصول على سمات محددة

الكلمات المفتاحية: كوي، الانتقاء الجيني، التحكم الهرموني، التغذية، التزاوج المختلف، الألوان.

INTRODUCTION

INTRODUCTION

Les poissons d'ornements, également connus sous le nom de poissons d'aquarium, sont des poissons élevés spécifiquement pour leur couleur et leur attrait visuel. Ils sont souvent gardés dans des aquariums, des bassins de jardin ou dans des installations publiques dans les hôtels et les grands restaurants.

Divers cyprinidés ornementaux font l'objet d'élevage en étangs en particulier le poisson rouge et la carpe koï. Pratiqué sur tous les continents, leur élevage est de longue date (**Billard, 1995**).

Les carpes koïs, également appelées carpes japonaises, sont généralement considérées comme des descendantes de la carpe commune (*Cyprinus carpio*). Bien que des études aient examiné l'origine des koï à l'aide de l'ADN mitochondrial (ADN mt), la structure génétique correspondant aux populations géographiques reste incertaine (**Mabuchi et al., 2005**).

Le poisson koï est l'un des poissons d'ornement d'eau douce les plus populaires sur le marché international (**Kursini et al., 2015**).

La production mondiale de la carpe atteint 4236,3 mille de tonne/an en 2020 et les principaux pays producteurs sont : le Japon, la Chine, l'Indonésie, la Thaïlande, Israël, Taïwan et les États-Unis (**Fao.org, 2022**).

En Algérie, *Cyprinus carpio carpio* est une espèce introduite pour la première fois en 1860 à l'Oued de Mitidja. Un total de 63 sites d'introduction de cette espèce avec plus de 86 rechargements de lacs algériens ont été documentés dans le cadre du Programme National d'Introduction d'Espèces Exotiques (**Kara, 2012**).

L'objectif de ce travail est de maîtriser la reproduction artificielle et de suivre l'alevinage de la carpe koï « *Cyprinus carpio carpio* ».

Notre travail comporte trois chapitres :

Le **chapitre I** présente les généralités sur la carpe koï.

Le **chapitre II** traite la partie « matériels et méthodes » utilisés tout au long de cette expérience.

Enfin, le **chapitre III** traite les résultats obtenus ainsi que leur interprétation.

Chapitre I

Généralités

I. Généralités

1. Historique

La carpe koï est originaire d'Asie de l'Est, principalement du Japon, où elle est élevée depuis plus de 200 ans pour ses qualités ornementales. Elle est issue de la carpe commune *Cyprinus carpio* possède des barbillons sous la bouche. Traditionnellement, il a été souligné que le développement initial des carpes koïs aurait pu exister en Chine, à commencer par des spécimens de carpes communes portant des mutations génétiques spontanées apparus parmi ceux élevés pour se nourrir sur des terrasses inondées pour la culture du riz. Ces spécimens particuliers ont été croisés les uns avec les autres et sélectionnés pour fixer des lignes de couleurs bien définies. Une autre hypothèse est qu'elles aient une origine multiple, avec des contributions de la lignée de carpes indigènes du Japon avec des carpes européennes, ayant été importées d'Allemagne au Japon. Une autre possibilité est que le développement complet du koï ait eu lieu au Japon, mais à partir de spécimens continentaux mutants apparus dans la lignée de la carpe d'Asie centrale (**Aquaportail.com, 2010**).

Le développement des carpes koï s'est pratiquement arrêté pendant la Seconde Guerre mondiale, mais il a ensuite repris, bien qu'il soit resté essentiellement isolé et pratiqué comme un hobby. Ce n'est qu'avec l'amélioration des transports aériens (vers 1950) et du matériel et de la technologie d'emballage (vers 1963) que les exportations sont devenues viables, ce qui a encore renforcé la production. La demande de commercialisation des carpes koï a encore accru vers 1960. Entre 1970 et 1990, le koï est devenu un produit de base mondial. Le développement s'est accéléré et a donné naissance à plus de 120 différentes variétés des carpes koï connues aujourd'hui (**Taylor et Francis, 2015**).

2. Systématique

La carpe koï est l'espèce ornementale de la carpe commune (*Cyprinus carpio*). La carpe commune peut être divisée en au moins deux sous-espèces : *Cyprinus carpio carpio* en Europe et *Cyprinus carpio haematopterus* en Asie de l'Est. Elle appartient à la famille des Cyprinidés (**Kohlmann et al., 2013**).

Règne :	Animalia
Embranchement :	Chordata
Classe :	Actinopterygii
Super ordre :	Teleostei
Ordre :	Cypriniformes
Famille :	Cyprinidae
Genre :	<i>Cyprinus</i> (Linnaeus, 1758)
Genre et espèce :	<i>Cyprinus carpio</i> (Linnaeus, 1758)



Figure 1 : Carpes koïs (Photo de Aquascape.com 2021)

(Huet, 1970)

3. Variétés de la carpe koï

3.1 Coloration et pigmentation

Chez les poissons, certains génotypes de coloration sont associés à des baisses ou des améliorations de performances, vraisemblablement attribuables à des effets de proximité avec des gènes d'intérêt quantitatif.

Les couleurs de la carpe koï sont contrôlées par les pigments dans la peau. Les érythrophores, les xanthophores, les mélanophores, les leucophores et les cyanophores sont les cinq pigments qui déterminent les couleurs rouges, jaunes, blanches, noires et bleues. Les iridophores contiennent des cristaux de la plaque irisée de guanine ressemblant à une plaque, ce qui entraîne une apparence métallique brillante sur la peau des carpes (Ginrin) (Kock et Gomelsky, 2015).

3.2 Les variétés

Nombreuses variétés des carpes koïs, chacune ayant ses propres caractéristiques distinctives, d'après Olivier (2013) et Aquatechnobel.com (2008), les plus populaires sont les suivants :

- Kohaku : apparue vers 1830, c'est une des plus anciennes et des plus populaires des variétés, issue d'un croisement entre une carpe "blanche à joues rouges" et une carpe "rouge". Elle possède une robe blanche tachetée rouge.

- Taisho Sanke : signifie tricolore, blanc muni des taches “Hi” (rouge) et “Sumi” (noire). Cette variété a existé vers 1914 à Tokyo avec plusieurs types, “Aka Sanke”, “Subo Sumi Sanke”, et le “Kasane Sumi Sanke”
- Bekko : signifie littéralement “écaille de tortue”, un koï bicolore, issu de croisement entre les Sanke (koï blanc à taches rouges ou noires). Shiro Bekko ou Shiro Utsuri est un Sanke/Showa bicolore, sans tâches rouges.
- Tancho Showa : un koï blanc présente une unique tâche rouge ronde sur la tête.
- Ogon : est un koï métallique et unicolore, produit pour la première fois en 1947. Il en existe de nombreuses couleurs, le plus commun est le “Purachina Ogon” (Platinum Blanc), le Yamabuki Ogon (Jaune brillant), gris, orange cuivré et le jaune.
- Benigoi : fait partie de groupe de “Kawarimono” (carpes colorés non métalliques), entièrement rouge (rouge normal) de la pointe du nez au bout de la queue ressemble à un poisson rouge.
- Shiro Utsuri : est un poisson bicolore, présente une couleur noire avec de grandes marques blanches. Il peut être considéré comme un Showa sans marques Hi.
- Matsuba : fait partie de la famille des Hikari Mujimono et présente des écailles avec un centre sombre. Le mot Matsuba Signifie “Pomme de pin” avec un reflet Kin (Or) chez Kin Matsuba et un reflet Gin (Argent) chez Gin Matsuba.



Figure 2 : Quelques variétés des carpes koïs (photo de Aquatechnobel.com, 2008)

4. Ecologie

4.1 Répartition géographique

La carpe commune a été transportée d'Eurasie il y a plus de 2 000 ans jusqu'au Japon en passant par la Chine et la Corée où elle a été élevée pour servir de source de nourriture. La carpe est une race de poisson très résistante et pouvait être transportée par terre et par mer vers des contrées lointaines. Il existe des preuves que la carpe commune *Cyprinus carpio*, a finalement atteint le Japon il y a environ 1 000 ans. Les fermiers japonais élevaient des carpes dans des étangs de boue pour compléter leur alimentation quotidienne à base de riz et de légumes, des mutations ont provoquées, au cours de centaines d'années, des changements dans la composition génétique de l'espèce. Les fermiers ont commencé à produire des "carpes colorées" comme passe-temps entre 1840 et 1844, bien après les premières années de l'élevage de la carpe. La carpe koi est élevée dans de nombreux pays du monde entier, notamment en Europe, en Amérique du Nord et en Australie **(Bernice et al., 2007)**.

En ce qui concerne sa répartition géographique, la carpe koi peut être trouvée dans des étangs, des lacs, des rivières et des bassins d'eau douce dans de nombreux pays. Elle est particulièrement populaire dans les jardins d'eau et les étangs ornementaux en raison de ses couleurs vives et de ses motifs distinctifs **(Bernice et al., 2007)**.

4.2 Milieu

4.2.1 La température

La température de l'eau est un facteur important car il affecte tous les aspects physiques, chimiques et processus biologiques. La température influence directement à la fois la solubilité de l'oxygène et la toxicité des déchets d'ammoniac **(Bernice et al., 2007)**. La carpe koi vit dans des eaux à température variant entre 10 à 25°C **(Fishipedia.com, 2023)**.

4.2.2 L'Oxygène dissous

L'oxygène est un facteur essentiel pour les kois, il doit être considéré comme le paramètre de qualité de l'eau le plus important. Les koi tolèrent des teneurs en oxygène dissous de 3 mg/l, l'optimum étant de 6 mg par litre d'eau **(Sandra, 2001)**.

4.2.3 Le pH

La carpe koï préfère une valeur de pH située entre 6.5 à 8.5 où la nécessité de surveiller le pH de l'eau, sachant qu'avec la température, l'augmentation du pH rend l'ammoniac de plus en plus toxique pour les koïs (**Bernice et al., 2007**).

4.2.4 Les composés azotés (Nitrates, nitrites et l'ammoniaque)

Les koï produisent des déchets azotés sous deux formes : l'ammoniaque et l'urée. Selon **Billard (1995)**, les valeurs limites de ces composés doit être :

⇒ Ammoniaque (NH₃⁺) = 0.025 mg/l

⇒ Nitrite (NO₂⁻) = 0.1 à 0.2 mg/l

⇒ Nitrate (NO₃⁻) = 15mg/l

4.3 Régime alimentaire

Les carpes koïs sont omnivores, dans leur milieu naturel se nourrissent de matières animales et végétales, mais ils préfèrent les insectes et les larves aquatiques (**Bernice et al., 2007**).

Il existe des granulés différents selon les saisons car le métabolisme de la carpe s'accélère ou ralenti selon la température de l'eau. Ce régime alimentaire est complété par des apports occasionnels en viande (crevette entière pour les carpes adultes, daphnie, gammare, aselle, vers de vase et même ver de terre) et en végétaux (laitue, kiwi, orange, cresson, lentilles d'eau) (**Encyclofish.com, 2018**).

4.4 Longévité et croissance

4.4.1 Longévité

Dans les conditions naturelles, la longévité maximale de la carpe koï est de 15 ans (**Vilizzi et Walker, 1999**).

4.4.2 Croissance

Lorsque les températures et la nourriture sont optimales, les koïs croissent rapidement en été, par rapport aux mois d'hiver pendant lesquels ils consomment peu et leur croissance est lente (**Bernice et al., 2007**).

La croissance dépend aussi des autres facteurs tels que la taille du bassin, l'alimentation, fréquence de nourrissage, la qualité de l'eau et l'origine du poisson.

Le **tableau 1** représente les tailles initiales et finales ainsi que les poids des carpes koïs lors du premier alevinage et le 2ème alevinage (pré-grossissement).

Tableau 1 : Caractéristiques et performances du premier et 2ème alevinage de la carpe en étang extérieur (**Billard, 1995**)

	1er alevinage	2ème alevinage
Durée	3 à 5 semaines	3 à 4 mois
Taille initiale (cm)	0,6-0,7	2,5-5
Poids initial (g)	0,004	0,2-2
Taille finale (cm)	2,5-5	-
Poids final (g)	0,2-0.3	-

5. Biologie

5.1 Morphologie

Les carpes Koï présentent un corps de forme fusiforme avec deux paires de barbillons. La nageoire caudale est principalement utilisée pour la nage vers l'avant, en particulier la nage rapide. La nageoire dorsale est utilisée pour la stabilisation pendant le mouvement vers l'avant. La nageoire anale est utilisée aussi pour la stabilisation. Les nageoires pectorales sont utilisées pour la nage lente à la fois vers l'avant et vers l'arrière, la rupture et pour contrer l'effet de jet de l'eau expulsée des ouvertures operculaires. Les nageoires pelviennes ou ventrales servent à contrôler la nage (**figure 3**) (**Spike, 2003**).

La carpe koï n'a pas de dents buccales mais elle possède des dents pharyngiennes dont le rôle est de broyer des aliments. Dépourvu d'estomac, on note un renflement du tube digestif entre l'œsophage et l'intestin qui est très long (**Olivier, 2013**).

Les branchies permettent d'absorber l'oxygène dissous dans l'eau et de rejeter le dioxyde de Carbone (CO₂). Elles interviennent aussi dans l'osmorégulation du poisson (**Philippe de Vries, 2015**).

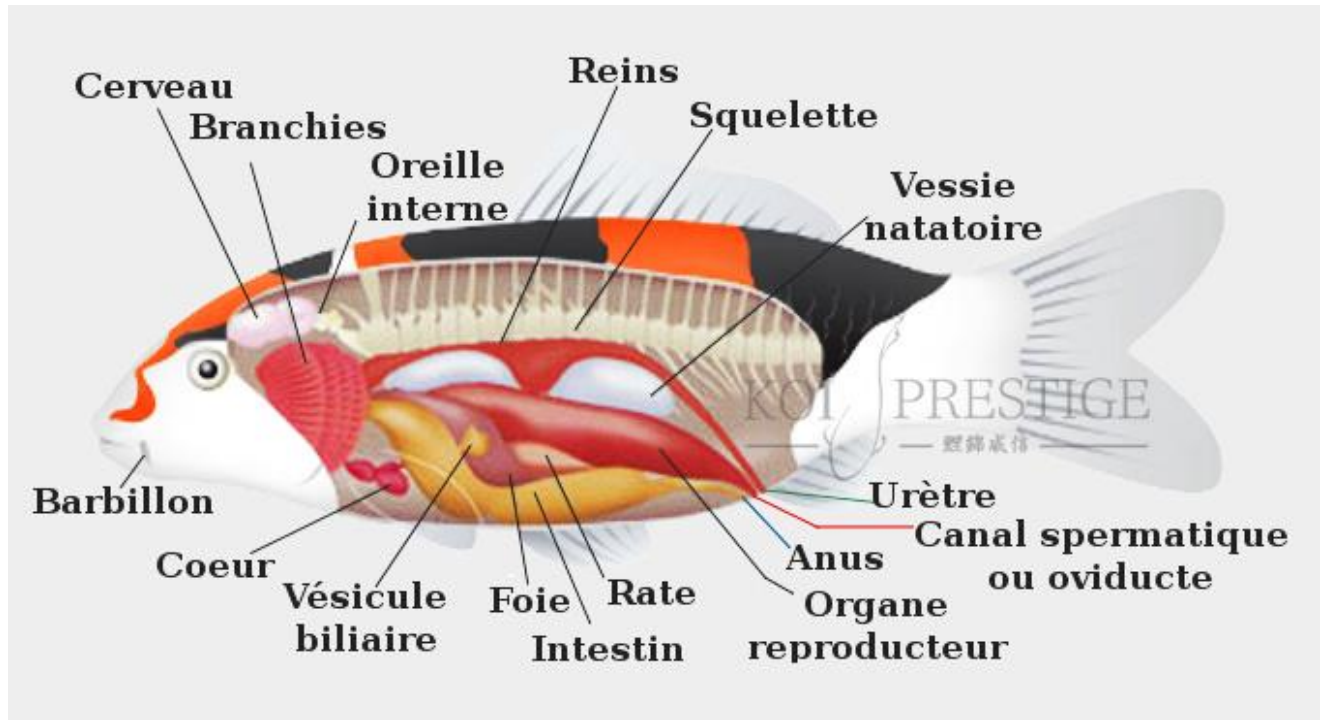


Figure 3 : Morphologie de la carpe koi (Photo de koi-prestige.com)

5.2 Modes de reproduction

Les carpes koïs peuvent se reproduire vers l'âge de 3 ou 4 ans. La plupart des pontes ont lieu au début du printemps. La femelle pond des milliers d'œufs qui sont immédiatement fécondés par le mâle. Les œufs sont collants et sont déposés sur les plantes aquatiques (**Vikidia.com, 2022**).

5.2.1 Reproduction naturelle

Dans le milieu naturel, la reproduction des carpes dépend des facteurs physiques de l'environnement : la température, la photopériode et la présence de substrat de ponte (les herbes, les plantes aquatiques) (**Woynarovich et Horvath, 1981**).

La reproduction chez les carpes n'a lieu qu'une à deux fois par an. Elle se déroule en général de la fin avril à juin-juillet, selon les années et les conditions climatiques. Les mâles s'agitent de plus en plus et suivent les femelles, dans les eaux peu profondes, riche en nourriture (végétation) et surtout beaucoup plus chaudes (**Watta, 2019**).

5.2.2 Reproduction semi-naturelle

Le frai a lieu dans deux jours après la mise en place d'une femelle et de trois mâles. Sur un substrat artificiel qui améliore les conditions de reproduction, la femelle dépose ses œufs qui sont immédiatement fécondés par le mâle. La température ambiante de l'eau doit être d'environ 17°C (**Bernice et al., 2007**).

Après la reproduction, les géniteurs sont retirés du bassin et l'élevage larvaire a lieu dans le même milieu après l'éclosion (**Billard, 1995**).

5.2.3 Reproduction artificielle

La reproduction artificielle, induite par un traitement hormonal (hypophysation) où l'ovulation est totale, cette induction équivaut à un raccourci du phénomène naturel. Dans la nature, l'ovulation est réglée et déterminée chez le poisson par ses propres hormones gonadotrophiques. Tandis que, dans l'hypophysation, l'hormone est extraite de la pituitaire d'un autre poisson et injectée dans le géniteur pour provoquer son ovulation (**Woynarovich et Horvath, 1981**).

La préparation hormonale est présentée sous forme de solution injectable directement, deux injections pour les femelles et une pour les mâles (**Billard, 1995**).

5.3 Dimorphisme sexuel

Plusieurs critères différencient les carpes koi mâles et femelles. Les femelles sont plus grandes que les mâles et se caractérisent par un anus un peu plus grand et rond que celui des mâles qui est creux et petit. Elles ont aussi des nageoires pectorales plus petites et moins épaisses que celles des mâles (Woynarovich et Horvath, 1981).

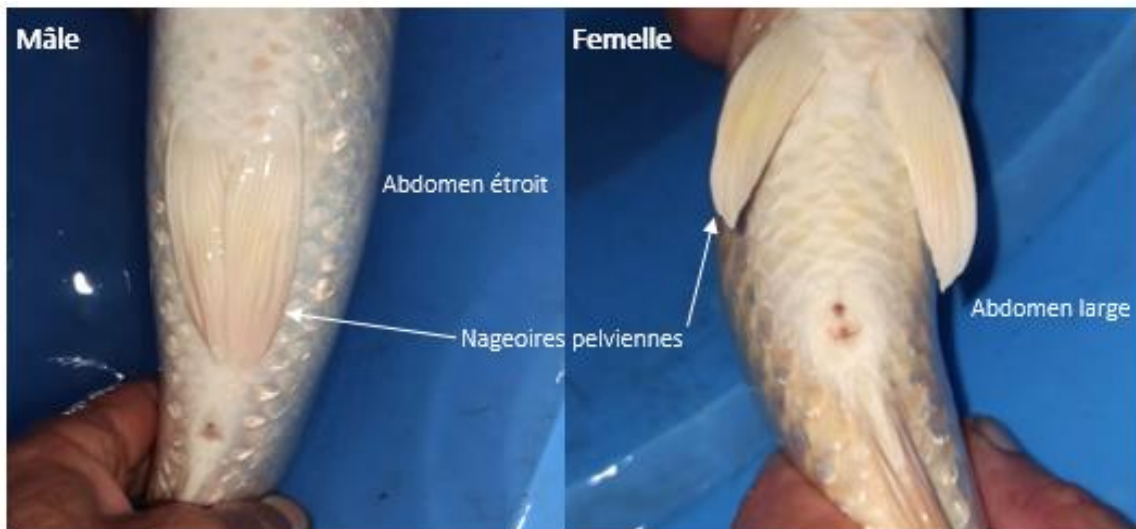


Figure 4 : Dimorphisme sexuel chez la carpe koi

5.4 Maturation sexuelle

La maturité sexuelle et le taux de croissance des carpes koi sont relatifs à la température (Tempero et al., 2006 ; Oyugi et al., 2011). L'âge à la première maturation dépend de la température d'élevage, chez les carpes femelles 1-5 ans et la maturité des mâles 2-3 ans tout dépend la région où elles sont élevées (froide ou chaude) (Billard, 1995).

5.5 Cycles sexuels

5.5.1 Ovogénèse

L'ovogenèse consiste en la transformation d'une cellule germinale, l'ovogonie, en une cellule beaucoup plus complexe, l'ovocyte. En passant par plusieurs stades (**Julien et al., 2014**).

Stade 1 : Ce processus commence par la multiplication mitotique des ovogonies qui deviennent des ovocytes primaires en entrant dans la méiose.

Stade 2 : Les ovocytes primaires passent par une phase de croissance primaire (pré-vitellogenèse) qui implique l'apparition d'un follicule dans le cytoplasme et la formation des deux couches de cellules qui l'entourent.

Stade 3 : La phase de croissance secondaire, une augmentation considérable de la taille, ces 3 premiers stades marquent la période de premier ordre pour l'ovocyte, avant qu'il s'accumule des réserves nutritives (**Wojnarovich et Horváth, 1981**).

Stade 4 : Début de la vitellogenèse, de nouvelles inclusions apparaissent dans le cytoplasme, telles que les cellules corticales, les globules lipidiques et les granules vitellins, et la paroi de l'ovocyte et la paroi folliculaire deviennent de plus en plus épaisses.

Stade 5, 6 et 7 : La fin de la vitellogenèse, où le cytoplasme est entièrement rempli de globules lipidiques et de granules vitellins, et le noyau se situe au centre de la cellule.

Dans le stade 7, les nucléoles se retirent au centre de noyau, le microphylle (un orifice microscopique) percé dans la membrane de l'ovule pour permettre la pénétration du spermatozoïde lors de la fécondation (s'ouvre pendant cette phase).

Au début de la maturation, les globules lipidiques et les granules vitellins continuent de fusionner et le noyau migre vers le pôle animal.

La maturation finale de l'ovocyte est caractérisée par la lyse de la membrane de la vésicule germinale et l'hydratation de l'ovocyte.

Les ovocytes sont finalement ovulés dans la cavité ovarienne et sont libérés dans l'eau pendant la ponte (**Julien et al., 2014**).

5.5.2 Spermatogenèses

Les cellules germinales se développent au cours de la spermatogenèse pour produire des gamètes, qui sont des spermatozoïdes.

Le développement et la maturation des spermatogonies chez les poissons mâles commencent par la multiplication mitotique des spermatogonies, d'abord la division lente des spermatogonies A, puis la division rapide des spermatogonies B.

Les spermatogonies B deviennent des spermatocytes primaires qui entrent dans la première division méiotique et deviennent des spermatocytes secondaires qui entrent dans la deuxième division méiotique, ce qui conduit à la formation de spermatides haploïdes.

Les spermatides se transforment en spermatozoïdes flagellés au cours de la spermiogénèse, ce qui implique une réduction significative de leur taille (>80%) et la formation du flagelle.

Les spermatozoïdes flagellés sont ensuite libérés dans la cavité testiculaire, où ils subissent le processus de maturation, par lequel ils acquièrent la capacité de fécondation. Les spermatozoïdes matures sont stockés dans les testicules jusqu'à ce qu'ils soient libérés dans l'eau au moment de la spermiation (**Julien et al., 2014**).

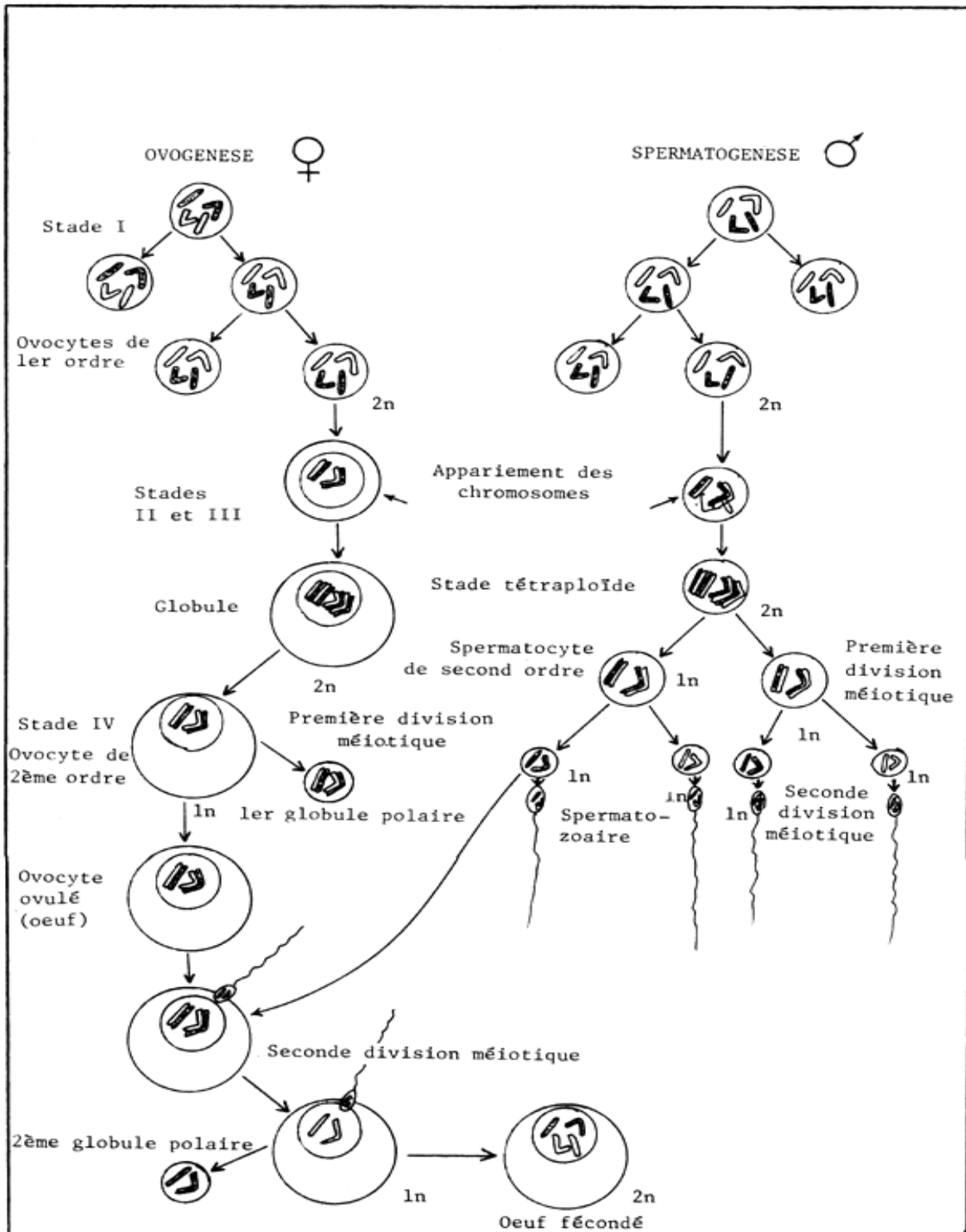


Figure 5 : Ovogenèse et spermatogenèse chez les poissons (Photo de Woynarovich et Horváth, 1981)

6. Amélioration génétique

6.1 Les croisements et les hybridations

Le croisement entre les poissons permet d'obtenir une amélioration génétique possible de l'espèce, cette méthode repose sur l'exploitation d'effets d'hétérosis soit par croisement entre espèces (hybridation) soit entre souches (croisement) (**Billard, 1995**).

6.2 La sélection

La productivité des populations de carpes peut être augmentée de deux manières : en améliorant les conditions environnementales des poissons d'élevage ou en augmentant la valeur reproductive des poissons associés. D'après **Gomelsky (2011)**, Il existe deux méthodes principales de sélection artificielle :

- Sélection individuelle : Les poissons sont sélectionnés en fonction de leurs valeurs phénotypiques uniquement (sélection phénotypique). On suppose que les individus ayant de meilleures performances phénotypiques ont également de meilleures valeurs génétiques de reproduction. La sélection individuelle est la forme la plus simple de sélection, mais son efficacité a été prouvée à maintes reprises dans la sélection des poissons.
- Sélection basée sur la parenté : Le phénotype d'un individu n'est pas la seule source d'information sur sa valeur d'élevage. Une évaluation de la valeur génétique de reproduction des individus. Il existe plusieurs types de sélection basés sur les parents : évaluation sur la base des données généalogiques, test de descendance et la sélection familiale.

7. Maladies de la carpe koi

Les kois sont sensibles à de nombreuses maladies infectieuses (parasitaires, bactériennes, virales et fongiques) et non infectieuses (environnementales, nutritionnelles et génétiques). De mauvaises conditions environnementales et une mauvaise alimentation peuvent affaiblir leur système immunitaire et les rendre plus sensibles aux infections (**Watson et al., 2004**).

Le **tableau 2** montre les maladies courantes chez les carpes koïs :

Tableau 2 : Maladies courantes chez la carpe koï

Maladies	Symptômes/Signes	Traitement
Herpès virose (KHV) (Virale)	Rougeur de la peau Hypersécrétion de mucus Lésions sur la peau Erosion des nageoires Perte focale ou totale de l'épiderme (Yingying et al., 2017)	Augmentation de la salinité à 0,45% Augmentation de la température de l'eau à 30°C Une alimentation médicamenteuse (Marine, 2021)
Saprolégniose (Fongique)	Boule de coton grise sur le corps Sécrétion de mucus Poisson faible (Passionbassin.com)	Bain de formol ou bain de sel prolongé, Traitement par immersion prolongée dans le bleu méthylène Bains de permanganate : 10g/m ³ pendant 20 minutes 1g/m ³ en bassin (Pierre, 2015)
Ichthyophthiriose (Parasitaire)	Points blancs visibles (< 1 mm) sur le corps et les nageoires Sécrétion de mucus (Passionbassin.com)	Bleu de méthylène pendant 4 jours Sel à 0,3% pendant 14 jours Vert de malachite et formaldéhyde (Pierre, 2015)
Furonculose (Bactérienne)	Nodules et hémorragies cutanées Ulcères hémorragiques au niveau du flanc, de la bouche, des nageoires, des opercules ou de la papille anale (NakMuay, 2019)	Incorporer les antibiotiques en balnéation ou dans l'alimentation Bain permanent de permanganate de potassium à 0.8g/m ³ (Passionbassin.com)

Chapitre II

Matériels et méthodes

II. Matériels et méthodes

1. Présentation de la structure « Garden-Aqua »

La partie pratique s'est effectuée au sein de la pépinière Garden, situé à Cheraga Wilaya d'Alger, le stage a été réalisé au niveau de la ferme Garden Aqua, constituée d'une écloserie et des bassins de grossissement à l'extérieur dans des serres. La ferme est alimentée par un forage au moyen d'une pompe qui se trouve à l'extérieur. L'eau est filtrée avant son utilisation. L'eau qui sort de la ferme est utilisée dans l'irrigation de la pépinière, qui selon les responsables, donne un bon rendement dans la production des plantes et arbres.

Réalisée pendant une période de 5 mois (de **janvier** à **mai 2023**), l'expérience comprend plusieurs étapes à savoir :

- L'adaptation et la sélection des géniteurs.
- Les injections hormonales.
- La reproduction semi-artificielle et artificielle.
- L'incubation des œufs.
- Suivi des larves et des alevins.
- Etude de la pigmentation des alevins.

2. Matériels utilisés

- Bassins

L'adaptation des géniteurs est réalisée à l'écloserie à l'intérieur dans trois bassins circulaires en béton (2m de diamètre×1m de profondeur et volume d'eau 3m³ pour chaque bassin) équipés d'une à deux résistances électriques chacun avec un diffuseur d'oxygène (**figure 6**).

L'alevinage est effectué dans la serre dans deux bassins circulaires en géo membrane (5m de diamètre×1m de profondeur et volume d'eau 10m³ pour chaque bassin) équipés de diffuseurs d'oxygène.

- Aquariums et thermostat

Quatre aquariums situés à l'intérieur de l'écloserie de volume 150litres (15cm³) à dimensions (48cm de largeur × 40cm de profondeur × 80cm de longueur) sont utilisés pour l'incubation des œufs et élevage des larves (**figure 7**). Les thermostats sont utilisés pour la régulation de la température (**figure 13**).

- Étangs

Deux étangs en géo membrane de (6m de largeur × 24m de longueur × 1m de profondeur et un volume d'eau 80m³) situés dans les serres à l'extérieur de l'écloserie sont utilisés pour l'élevage larvaire (**figure 8**).

- Nids artificiels et Multi-paramètre

Après l'insémination, des nids artificiels (fabriqués à base d'un filet de pêche à des mailles d'environ 3mm) sont déposés et fixés au fond des bassins afin de protéger les œufs (**figure 9**). Le multi-paramètre (de marque OHAUS) est utilisé pour la mesure directe et le suivi des paramètres physico-chimiques dans l'eau tels que : la température, pH et l'Oxygène dissous (**figure 10**).

- Balance électronique et ichtyo-mètre

La balance électronique (de marque OHAUS) est utilisée pour la pesée des géniteurs, la quantité d'aliment nécessaire et les alevins au cours de leur croissance (**figure 12**). L'ichtyo-mètre est utilisé pour la mesure de la taille des géniteurs et les alevins (**figure 14**).

- Loupe binoculaire

La loupe binoculaire (de marque OPTIKA) est utilisée pour l'observation des œufs, développement embryonnaire et la pigmentation des larves (**figure 11**).



Figure 6 : Bassins



Figure 7 : Aquariums

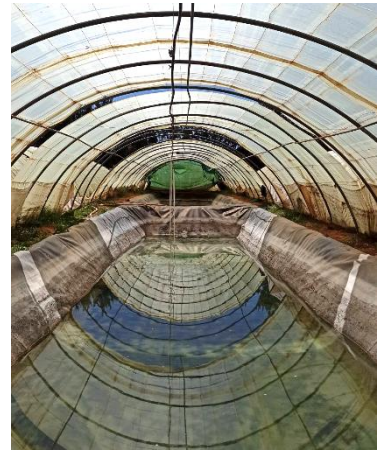


Figure 8 : Etang



Figure 9 : Nids artificiels



Figure 10 : Multi-paramètres

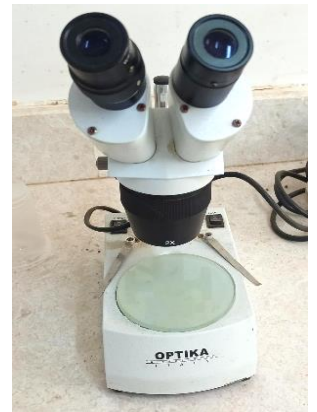


Figure 11 : Loupe binoculaire



Figure 12 : Balance électronique



Figure 13 : Thermostat



Figure 14 : Ichtyo-mètre

3. Méthode utilisée

3.1 Pêche et sélection des géniteurs

Au mois de janvier, les carpes koï vivent sous serre à l'extérieur dans un étang. **Le 27 janvier 2023**, les géniteurs sont pêchés, sélectionnés, pesés (sans anesthésiant) puis transportés vers les bassins à l'intérieur de l'écloserie pour la phase d'adaptation.

Les critères que nous avons pris en compte pour la sélection des géniteurs :

- Taille et forme du corps : assez grandes,
- Couleur et motif : vifs et contrastés,
- Santé et vigueur : bonnes, exempts de maladies. Les poissons malades ou faibles sont susceptibles de transmettre des maladies ou des défauts génétiques à leur descendance,
- Génétique : choisir des géniteurs dont les descendants présentent des caractéristiques souhaitables et minimiser les risques de consanguinité.



Figure 15 : Pêche des géniteurs



Figure 16 : Mensuration des géniteurs sélectionnés

Le **tableau 3** représente la description, les poids et les tailles des géniteurs sélectionnés.

Tableau 3 : Géniteurs sélectionnés avec la description, le poids et leurs tailles

Géniteurs sélectionnés	Nom japonais	Description	Taille	Poids
Femelle 1 (F1)	Tancho Showa	Robe blanche avec une tête rouge	43cm	1200g
Mâle 1 (M1)	Purachina Ogon	Unicolore blanc Platinium	40cm	1000g
Femelle 2 (F2)	Shiro bekko	Robe blanche tachetée noir	40cm	1200g
Mâle 2 (M2)	Ki Bekko	Robe jaune tachetée noir	35cm	650g
Femelle 3 (F3)	Sanke	Robe blanche tachetée rouge et noir	40cm	1000g
Mâle 3 (M3)	Purachina Ogon	Unicolore blanc Platinium	35cm	760g
Femelle 4 (F4)	Purachina Ogon	Unicolore blanche Platinium	30cm	550g
Mâle 4 (M4)	Ki bekko	Robe jaune tachetée noir avec une tâche rouge	32cm	400g
Femelle 5 (F5)	Kohaku	Robe blanche tachetée orange	30cm	480g
Mâle 5 (M5)	Benigoi butterfly	Rouge voilé	28cm	460g
Mâle 6 (M6)	Kawarimono butterfly	Robe blanche tacheté orange	35cm	640g
Male 7 (M7)	Purachina Ogon	Unicolore blanc Platinium	38cm	1000g

3.2 Sexage

Le sexage des koï étant facile lorsqu'ils atteignent l'âge de maturité, pour déterminer le sexe des géniteurs, quelques indices ont été utilisés tels que :

Pour une femelle mature prête à pondre (**figure 17**) :

- Papille génitale convexe
- Ballonnement et gonflement de l'abdomen
- Ventre mou
- Orifice génital rond à une couleur rosâtre ou rouge
- Nage est légèrement inclinée

Pour un mâle mature (**figure 18**) :

- Comportement plus vif
- Corps allongé
- Libération de laitance suite à une légère pression abdominale
- Nage suivant une ligne directe
- Apparition des boutons de noces au niveau des branchies



Figure 17 : Femelle mature



Figure 18 : Mâle mature

3.3 Adaptation des géniteurs

L'adaptation des géniteurs varie en fonction de l'espèce et de l'environnement dans lequel les poissons vivent. Pour la carpe koï, il est nécessaire de mettre en place les conditions optimales pour stimuler la croissance et le développement des organes reproducteurs (les gonades) telles :

- Un milieu sain et propre
- Une nourriture adéquate et riche en protéines
- Une eau bien oxygénée et aérée
- Augmentation progressive de la température (de 1°C par 2 jours pendant 40 à 60 jours).

Pour la stabulation, les géniteurs pêchés et sélectionnés sont placés dans trois (03) bassins circulaires comme suit :

- La femelle (**F1**) avec les males (**M1 et M7**) dans le **bassin 1**.
- Les femelles (**F2 et F3**) avec les mâles (**M2 et M3**) dans le **bassin 2**.
- Les femelles (**F4 et F5**) avec les mâles (**M4, M5 et M6**) dans le **bassin 3**.

3.4 Alimentation des géniteurs

Pour assurer une reproduction soit semi-artificielle ou artificielle, une alimentation riche en protéines et en vitamines a été donnée aux géniteurs trois fois par jour. Le **tableau 4** représente la composition des deux aliments AL1 et AL2.

Tableau 4 : Composition des deux aliments utilisés (AL1 et AL2)

Aliment	AL1	AL2
Composition	Aliment de type flottant avec un taux de protéines supérieur à 30%, vitamines, minéraux et 30 à 60% de farine de poisson mélangé avec la poly vitamines (B1, B6 et B12)	Aliment de type flottant avec un taux de protéines supérieur à 30%, vitamines, minéraux et 30 à 60% de farine de poisson seulement.
Ration	2% trois fois/jour	
Diamètre	3mm	

En comparant ces deux aliments, AL1 est donné aux géniteurs du bassin 1 et bassin 3 en ajoutant un aliment vivant la lentille de l'eau, l'artémia et la daphnie et AL2 est donné aux géniteurs du bassin 2.

La quantité d'aliment distribué pour chaque bassin est obtenue par la formule suivante :

$$\text{Biomasse} \times 0.02.$$

Cette quantité dépend de l'âge des poissons et de la saison, les carpes koï sont généralement nourris entre 0.5 et 2% par jour (Way et al., 2017).



Figure 19 : Mélange d'aliment granulé et poly vitamine (AL1)

3.5 Anesthésie des géniteurs

Pour faciliter la manipulation des géniteurs au cours des manipulations (injections, pesée et récupération des gamètes), l'anesthésie est pratiquée avec des doses variables selon le poids des individus (**Billard, 1995**).

L'anesthésiant utilisé dans notre expérience est l'huile de girofle (anesthésiant naturel) à raison de 10 gouttes (1 ml) d'huile de clou de girofle pour un litre d'eau (**Leguay et al., 2017**). Dans une bassine, le mélange est bien remué pendant 5 minutes.

Pour l'efficacité de l'anesthésie, il est préférable que la température du bain anesthésiant n'atteigne pas les 22 à 24°C avec un nombre limité de poissons. A chaque fois, une durée de balnéation est respectée et dès qu'il y a une perte d'équilibre, les géniteurs doivent être retirés rapidement du bain d'anesthésiant (**Billard, 1995**).



Figure 20 : Huile de girofle

3.6 Désinfection

La désinfection est une étape importante dans tout le processus de la reproduction artificielle car elle permet de prévenir la propagation de maladies et d'infections entre les poissons. Il est important de suivre les instructions de la solution désinfectante pour assurer une désinfection efficace.

Les deux désinfectants utilisés dans ce travail sont le **bleu de méthylène** et le **formol** :

- Le bleu de méthylène peut être utilisé contre beaucoup de maladies mais également dans la désinfection du matériel tel que les épuisettes et les aquariums. C'est un colorant organique possédant des propriétés antifongiques et antiseptiques. La dose convenable pour un post traitement est **5 ml** pour **100l** d'eau (soit **1 mg/l** de bleu de méthylène dans l'aquarium).
- Le formol est une substance chimique toxique, il faut vérifier que l'eau de traitement reste suffisamment oxygénée, et le formol ne doit jamais se trouver au contact d'un équipement métallique (**Fao.org, 1997**). Le formol utilisé dans notre expérience est concentré à 4% mais il est dilué dans l'eau. La dose recommandée, si la température de l'eau est supérieure à 15°C est **160ml/m³** de volume d'eau pendant 15 minutes (**Gerard, 1981**).



Figure 21 : Bleu de méthylène



Figure 22 : Formol à 4%

3.7 Contrôle de maturité des gonades

Le contrôle de l'état de maturité des gonades des femelles est réalisé à l'aide d'un tube de cathéter. En insérant ce dernier via l'orifice génital, un échantillon d'ovocyte est prélevé afin d'observer la maturité des ovocytes et voir si les géniteurs sont prêts à se reproduire.

Il existe une tranche d'âge pour la maturité sexuelle entre trois et cinq ans pour les femelles et entre deux et trois ans pour les mâles. Par conséquent, les koï doivent mesurer plus de 30 cm à 200-250 g pour atteindre la maturité sexuelle (**Haniffa et al., 2007**).



Figure 23 : Cathéter utilisé pour le prélèvement des ovocytes



Figure 24 : Méthode de prélèvement des ovocytes

3.8 Reproduction

Selon **Billard (1995)**, la méthode d'induction hormonale consiste à administrer des hormones synthétiques aux géniteurs pour déclencher la production des gamètes.

- La femelle reçoit deux injections hormonales intra musculaire. La première représente 10% de la dose totale et la deuxième contient 90% administrée 10h après la première injection.
- Le mâle reçoit une seule injection hormonale réalisée en même temps que la deuxième injection de la femelle.

À l'aide d'un salabre, les géniteurs sont retirés et transférés à la salle de manipulation et déposés dans des bassines remplies d'eau à une température d'environ 20°C.

3.8.1 Dosage et injection

L'hormone synthétique utilisée dans l'induction hormonale est l'hypophyse EPC (extrait hypophysaire des carpes) sous forme des grains (**figure 25**), dilués dans l'eau physiologique.

La dose totale est 3mg/kg du poids vif diluée dans 2ml d'eau physiologique (**Billard, 1995**).

Afin de déterminer le volume total de la solution hormonale nécessaire. Les doses ont été calculées par la formule suivante :

$$\frac{\text{Poids individuel} \times 3\text{mg/kg}}{1\text{kg}}$$

Et le **tableau 5** montre les doses injectées :

Tableau 5 : Doses hormonales injectées aux géniteurs

Géniteurs	Poids	Doses (mg/kg)		Eau physiologique
F1	1200g	/	1.5	2ml par 3mg d'hypophyse
F2	1200g	0.3	3.2	
F3	1000g	0.3	2.7	
F4	550g	0.2	1.5	
F5	480g	0.1	1.3	
M2	650g	/	1.9	
M3	760g	/	2.2	
M4	400g	/	1.2	
M5	460g	/	1.4	
M6	640g	/	1.9	



Figure 25 : Hypophyse des carpes (EPC)

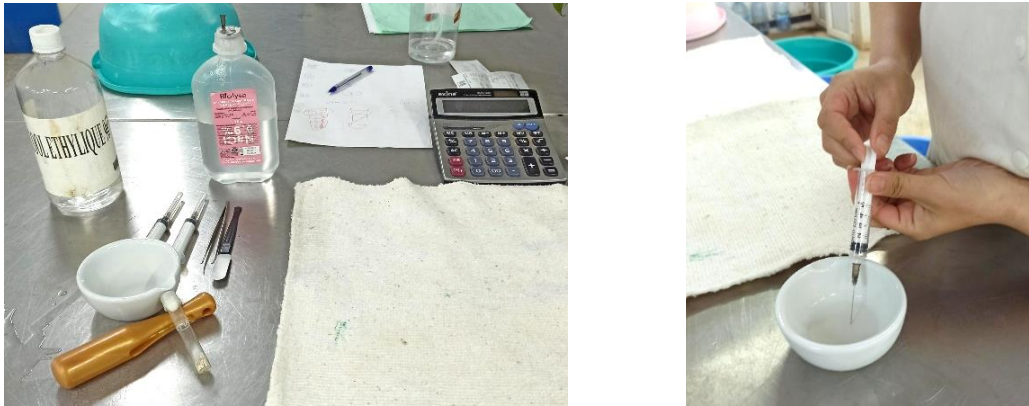


Figure 26 : Préparation de l'hormone hypophyse des carpes (EPC)

3.8.2 Reproduction semi-artificielle

Les conditions indispensables à réunir pour la reproduction semi-artificielle de la carpe koï sont les suivantes :

- Une température de l'eau environ 18 à 22°C.
- Des nids artificiels désinfectés.
- Une eau saturée d'oxygène dissous (5 à 6mg/l) et un niveau d'eau constant.
- Les géniteurs mâles et femelles dans un même bassin de reproduction.
- Une bonne alimentation riche en protéine.

Après une période de 25 jours d'adaptation, les géniteurs sont prêts à se reproduire. Pour induire la ponte, une alimentation vivante est donnée une fois par jour (environ 100g de daphnie et 10g de lentille d'eau). Le **20/02/2023** à 21h00, la femelle (F1) reçoit une seule dose décisive de l'hypophyse des carpes. Après l'injection, la femelle est placée avec deux mâles (M1 et M7) dans un même bassin pour induire la libération des œufs.

Dix heures après l'injection (à 7h00), les deux mâles commencent à suivre la femelle pour libérer le sperme, qui libère ensuite ses ovules. Après la fécondation des œufs, les géniteurs sont retirés du bassin.

3.8.3 Reproduction artificielle

Selon **Billard (1995)**, la méthode de reproduction artificielle utilisée dans cette expérience consiste à injecter les femelles en premier lieu par l'hormone d'hypophyse des carpes à une première dose (1/10 de la dose totale). Après une durée de **240° heure**, la femelle reçoit sa deuxième injection (9/10 de la dose totale) en même temps que les males qui reçoivent.

Les différentes étapes de la reproduction artificielle utilisées dans notre expérience sont les suivantes :

Désinfection du matériel

Avant toute manipulation, en utilisant l'alcool, la désinfection du matériel à utiliser également le personnel est nécessaire afin d'éviter les infections des géniteurs durant les manipulations.



Figure 27 : Lieu et matériels nécessaires pour induction hormonale

Anesthésie des géniteurs

Avant de commencer le processus, les géniteurs (mâles et femelles) sont anesthésiés par l'huile de girofle (10 gouttes par 1 litre d'eau) pour minimiser le stress et faciliter la manipulation durant les injections.



Figure 28 : Anesthésie des géniteurs

Injection des géniteurs

Le **20/02/2023**, la première injection a lieu à 8h00. Une fois les géniteurs anesthésiés, des doses de l'hypophyse des carpes (EPC) sont préparées en respectant la dose appropriée pour chaque individu selon leur poids. L'injection est faite au niveau du muscle dorsal en introduisant 2 cm de l'aiguille sous l'écaille selon un angle de 45°. Par la suite, un petit massage est réalisé au niveau du point d'injection pour disperser l'hormone et éviter toute accumulation.

Remarque : la suture de l'orifice génital est réalisée chez les femelles de grande taille après la deuxième injection pour éviter la perte des œufs.



Figure 29 : Injection des géniteurs

Stripping

Après l'injection hormonale des femelles (environ 240 à 260° heures après la deuxième injection), les œufs sont récupérés par massage abdominale dans des bassines bien sèches et désinfectées.



Figure 30 : Récupération des œufs (stripping)

Récupération de la laitance

Après l'injection hormonale, la laitance de chaque poisson est récupérée par une légère pression sur l'abdomen, à l'aide de seringues de 5 ml.



Figure 31 : Récupération de la laitance

Insémination artificielle

Selon la méthode sèche, les ovules et la laitance sont bien mélangés pendant 2 à 3 minutes au moyen d'une plume désinfectée dans un récipient sec.



Figure 32 : Insémination artificielle

3.9 Croisements

Après la reproduction semi-artificielle le croisement effectué comme suit :

Croisement 1 : la femelle 1 (**F1**) croisée avec les males (**M1**) (**M7**).

Durant l'insémination artificielle, les croisements sont effectués et représentés comme suit :

Croisement 2 : la femelle 2 (**F2**) croisée avec le male 2 (**M2**).

Croisement 3 : la femelle 2 (**F2**) croisée avec le male 3 (**M3**).

Croisement 4 : la femelle 4 (**F4**) croisée avec le male 4 (**M4**).

Croisement 5 : la femelle 4 (**F4**) croisée avec le male 5 (**M5**).

Croisement 6 : la femelle 4 (**F4**) croisée avec le male 6 (**M6**).

3.10 Incubation

L'incubation des œufs fécondés dure 60 à 70 degré jours à une température optimale de 22-24°C (Billard, 1995).

- Pour la reproduction semi artificielle, l'incubation est réalisée dans le même bassin (bassin 1) où a eu lieu la ponte. Les géniteurs sont retirés juste après la fécondation des œufs.
- Pour la reproduction artificielle, chaque croisement est mis dans un aquarium et bassin équipé par des nids artificiels. Le croisement 2 est mis dans l'aquarium 1, croisement 3 est mis dans l'aquarium 2, croisement 4 est mis dans l'aquarium 3, croisement 5 est mis dans le bassin 4, et le croisement 6 est mis dans le bassin 5.

Remarque : pour assurer un bon développement avec moins de mortalités, l'incubation est réalisée sous les conditions suivantes :

- Une eau de bonne qualité
- Une lumière réduite
- Une température optimale de l'eau (20 à 24°C)
- Un bon approvisionnement en oxygène dissous (4 à 6mg/l)
- Un traitement des œufs au bleu de méthylène (100ml dans 10l d'eau) et au formol (16ml dans 100l d'eau) pendant 10 à 15minutes
- Renouvellement d'eau après chaque traitement des œufs (une fois par jour).

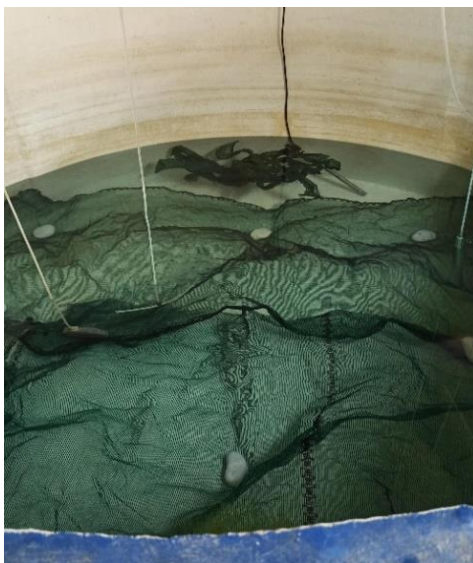


Figure 33 : Bassin d'incubation



Figure 34 : Aquarium d'incubation

a. Fécondité relative :

La fécondité relative est le nombre d'œufs/kg de poids vif de la femelle, elle est calculée par la formule suivante (Njouokou et al., 2013) :

$$F = \frac{(Pe \times 850)}{Pa}$$

Pe (poids ovocytes pondu en g) = Pa – Pf

1g d'œuf de carpe = 850 œufs (Billard, 1995)

Pa (g) = poids de la femelle avant la ponte

Pf (g) = poids de la femelle après la ponte

b. Taux de fécondation :

Taux de fécondation Ff (%) est calculé par la formule suivante (Njouokou et al., 2013) :

$$Ff = \frac{Nof}{No} \times 100$$

Nof = nombre d'œufs fécondés

No = nombre d'œufs total dans le récipient

c. Analyse statistique :

Le niveau de signifiante statistique est obtenu par un test ANOVA à un facteur (one-way) en utilisant MS-EXCEL.

3.11 Éclosion

Durant cette phase, l'eau est renouvelée quotidiennement car la forte production de l'ammoniaque à cause de la dégradation des coquilles des œufs est très toxique.

Pendant les trois premiers jours, et après la résorption du sac vitellin, les larves sont nourries avec du phytoplancton quatre fois par jour à une quantité de 100 litres au total (l'eau doit être verte) jusqu'à la nage des larves.



Figure 35 : Aquarium alimenté par l'eau verte (phytoplancton)

a. Taux d'éclosion :

D'après **Njoukou et al. (2013)**, le taux d'éclosion TE (%) est calculé par la formule suivante :

$$TE = \frac{NL}{No} \times 100$$

NL = nombre de larves

No = nombre d'œufs total

3.12 Sevrage

Dès que les larves commencent à nager, une nourriture adéquate doit être distribuée à savoir :

→ Le **jaune d'œufs** cuit, broyé et dilué dans l'eau (**figure 36**) est distribué à des petites quantités, chaque deux heures (un jaune d'œuf par aquarium/bassin de 400litres).



Figure 36 : Jaune d'œuf cuit, broyé et dilué

→ De l'**Artémia** est donnée deux fois par jour.

Suivant la méthode de **Sorgeloos et al. (1986)**, le processus de décapsulation (**figure 38**) est fait en prenant en considération les paramètres essentiels suivants :

- ✓ Une température constante de l'eau entre 25 et 28°C.
- ✓ Une salinité de 15 à 35ppt.
- ✓ Un pH de 8.
- ✓ Des niveaux d'oxygène proches de la saturation.
- ✓ Des densités de cystes ne dépassant pas 2 g/l.
- ✓ Une forte luminosité des cystes au moins pendant les premières heures qui suivent l'hydratation complète.



Figure 37 : Cystes d'artémia utilisés



Figure 38 : Processus de décapsulation des cystes d'artémia

- Cinq jours après l'éclosion, une **alimentation inerte** est donnée en parallèle avec l'aliment vivant (Artémia).
- Plus de deux semaines après l'éclosion, seulement l'alimentation inerte est donnée.

3.13 Transfert des larves

La fertilisation des bassins est une pratique nécessaire avant la mise des larves afin de fournir des nutriments aux algues et aux phytoplanctons, qui constituent une source de nourriture pour les poissons. Dès que la ponte commence, les engrais (azote (15%), phosphore (5%) et potassium (10%) en poudre (NPK) et l'azote uréique (urée 46%) sous forme de granulé) sont utilisés pour la fertilisation des bassins d'alevinage en ajoutant 500ml de la micro algue (Chlorelle).



Figure 39 : 100g de NPK et d'azote uréique



Figure 40 : Chlorelle en poudre



Figure 41 : Fertilisation du bassin

Le transfert des larves est effectué dès que la larve atteint une taille de 9 à 11 mm avec un poids de 0.02 à 0.03g. L'alimentation est arrêtée avant le transfert des larves pour éviter leur stress.



Figure 42 : Transfert des larves aux étangs et aux bassins d'alevinage

3.14 Alevinage

L'alevinage est réalisé le **16 mars 2023** (après 20 jours de l'éclosion), pour favoriser la croissance et le développement des alevins de koï, les bassins en géo membrane et les étangs à l'extérieur sont fertilisés pour fournir les paramètres optimaux pour la croissance des koï.

Une alimentation complète et équilibrée composée de deux aliments : aliment sous forme de granulés composé de plus de 30% de protéines et de farine de poisson et un autre aliment composé de 62% de matières protéiques, des acide gras (14%) et des vitamines (vitamine A à 15000IU/kg et vitamine D3 à 1800IU/kg) est donnée quatre fois par jour aux alevins (broyé au début de l'alevinage).

Les larves de koï doivent être nourries avec suffisamment d'acide gras et de pigments car elles ont tendance à absorber ou à collecter des pigments généralement au cours de leur développement à partir de l'environnement cela permet d'améliorer l'aspect de leur coloration et la qualité de leur peau (Alex, 2012).



Figure 43 : Aliment broyé pour les alevins



Figure 44 : Aliment sous forme de granulés

3.15 Estimation du nombre des alevins

Lors de l'élevage, les larves sont estimées par la méthode volumétrique :

Dans un bassin, le niveau d'eau est diminué et les larves sont prélevées à l'aide d'un béccher d'un litre puis comptées. Cette opération est répétée trois fois puis le résultat est extrapolé au volume total du bassin.



Figure 45 : Estimation du nombre de larves par la méthode volumétrique

Le nombre des alevins est estimé par la pesée à l'aide d'une balance (OHAUS), la méthode consiste à peser 100 alevins puis extrapolé le poids sur le total.



Figure 46 : Comptage des alevins

3.16 Etude de la pigmentation des alevins

L'étude de la pigmentation des alevins est réalisée environ deux mois (66 jours) après l'éclosion. Un tri est fait afin de séparer les petits alevins de grands et l'étude de la coloration de leur corps est réalisée sur les grands alevins qui ont un poids moyen de $1.1g \pm 0.49$.

La méthode est basée sur :

- Pêche des alevins à l'aide d'un filet de pêche.
- Mettre ces alevins dans une bassine.
- Séparation selon leurs couleurs de peau.



Figure 47 : Pêche des alevins



Figure 48 : Séparation des alevins

Chapitre III

Résultats et discussion

III. Résultats et discussion

1. Alimentation des géniteurs et des larves

Le **tableau 6** montre les quantités d'aliment nécessaires distribuées aux géniteurs et les résultats obtenus selon les deux aliments donnés (AL1 et AL2).

Tableau 6 : Quantités et type d'aliment donnés aux géniteurs

Bassins	Bassin 1	Bassin 2	Bassin 3
Géniteurs	F1, M1 et M7	F2, F3, M2 et M3	F4, F5, M4, M5 et M6
Quantité/jour	64g	72.2g	50.6g
Aliment	AL1	AL2	AL1
Ponte	Rapide (198°h)	Normale (260°h)	Rapide (220°h)

En donnant AL1 aux géniteurs du bassin 1 et 3, et AL2 aux géniteurs du bassin 2, il est avéré que l'aliment AL1 a conduit à :

- L'augmentation de l'énergie chez les géniteurs males (M1 et M7) qui deviennent spermiantes et poursuivent la femelle F1.
- La rapidité de la ponte chez la femelle (F1) à raison (198°h) et (F4) à raison (220°h) que chez la femelle (F2) à (260°h) qui est alimentée par AL2.

Les figures 49, 50 et 51 représentent la décapsulation des cystes d'artémia.



Figure 49 : Capsules des cystes d'artémia observés sous loupe binoculaire ($\times 40$)

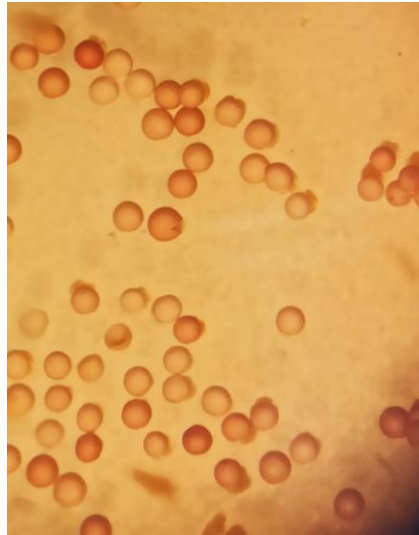


Figure 50 : Cystes d'artémia en cours de décapsulation observés sous loupe binoculaire ($\times 40$)



Figure 51 : Décapsulation presque complète des cystes d'artémia sous loupe binoculaire ($\times 40$)

2. Paramètres physico-chimiques de l'eau

a) Durant l'adaptation des géniteurs

Le **tableau 7** montre les valeurs de température et d'oxygène dissous de l'eau des bassins pendant 15 jours d'adaptation avec un pH constant de 7,1 :

Tableau 7 : Valeurs de température et d'oxygène dissous durant l'adaptation des géniteurs

Bassin 1		Bassin 2		Bassin 3	
T (°C)	OD (mg/l)	T (°C)	OD (mg/l)	T (°C)	OD (mg/l)
18,83±1.34	7,21±0.9	18,65±1.26	6,84±0.66	18,74±1.23	6,56±0.7

Le cumule est de **468,54**j (degrés jour) pour 25 jours d'adaptation. Il n'y a pas de différence significative ($p>0.05$) entre les valeurs de températures et d'oxygène dissous dans les trois bassins.

b) Durant l'élevage larvaire et l'alevinage :

La température de l'eau durant ces deux phases pour les trois premiers croisements varie entre 22.16±0.94 et 22.88±0.28°C et la valeur de l'oxygène dissous varie entre 4.4±0.33 et 4.98±0.74mg/l.

Tableau 8 : Valeurs de température et de l'oxygène dissous pendant la période de l'élevage larvaire et l'alevinage des trois croisements (1, 2 et 3)

Croisement 1 (bassin 1)		Croisement 2 (aquarium 1)		Croisement 3 (aquarium 2)	
T (°C)	OD (mg/l)	T (°C)	OD (mg/l)	T (°C)	OD (mg/l)
22,88±0.28	4,98±0.74	22,16±0.94	4,68±0.42	22,48±1.65	4.4±0.33

Pour les trois croisements (4, 5 et 6) la température de l'eau varie entre 22 ± 1.63 et $22.85\pm 1.96^{\circ}\text{C}$ et la valeur de l'oxygène dissous varie entre 4.2 ± 0.08 et $5.75\pm 0.45\text{mg/l}$.

Tableau 9 : Valeurs de température et d'oxygène dissous pendant l'élevage larvaire et l'alevinage des trois croisements (4, 5 et 6)

Croisement 4 (aquarium 3)		Croisement 5 (bassin 4)		Croisement 6 (bassin 5)	
T ($^{\circ}\text{C}$)	OD (mg/l)	T ($^{\circ}\text{C}$)	OD (mg/l)	T ($^{\circ}\text{C}$)	OD (mg/l)
$22,85\pm 1.96$	$4,2\pm 0.08$	22 ± 1.63	$5,65\pm 1.32$	$22,2\pm 1.34$	$5,75\pm 0.45$

Les valeurs de température et d'oxygène dissous présentent aucune différence significative ($p>0.05$) entre les six croisements. La température optimale pour l'élevage des alevins de carpes est de **20 à 25°C** et la valeur optimale d'oxygène dissous de l'eau soit supérieure ou égale à **5 mg/l**, pour assurer le succès de la production massive d'alevins de carpes koï (**Colman et al., 1992**).

3. Maturité des gonades

Après avoir fait le contrôle de maturité, les femelles de grandes tailles (plus d'un kg), sont celles qui présentent des ovocytes matures (**figure 52**), contrairement la femelle F5 de 480g, présente des ovocytes non matures (**figure 53**), ce qui indique que la carpe koï est apte à se reproduire selon sa taille.

Selon **Jalabert et al. (1976)**, les stades de maturation ovocytaire sont définis selon la classification suivante :

Stade i : vésicule germinale non périphérique.

Stade 1 : vésicule germinale périphérique.

Stade 2 : ovocyte en cours de maturation (vésicule germinale encore visible).

Stade 3 : ovocyte mature (après rupture de la vésicule).

Stade 4 : ovocyte mature et ovulé.

Cependant, la femelle F5 présente des ovocytes au stade i, où la vésicule germinale est encore visible et non périphérique.

Il est important de noter que l'évaluation précise de la maturité des gonades nécessite une dissection et une observation en laboratoire.

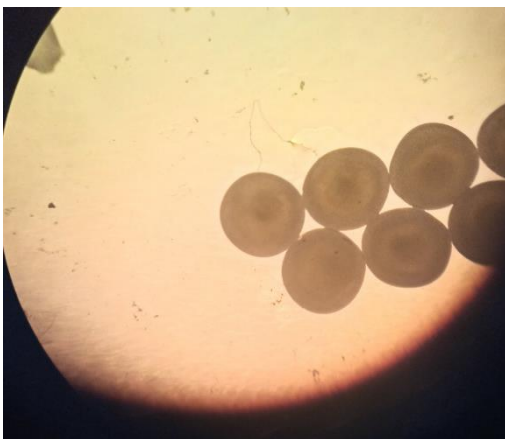


Figure 52 : Ovocytes en cours de maturation prélevées de la femelle F4 observés sous loupe binoculaire (×40)

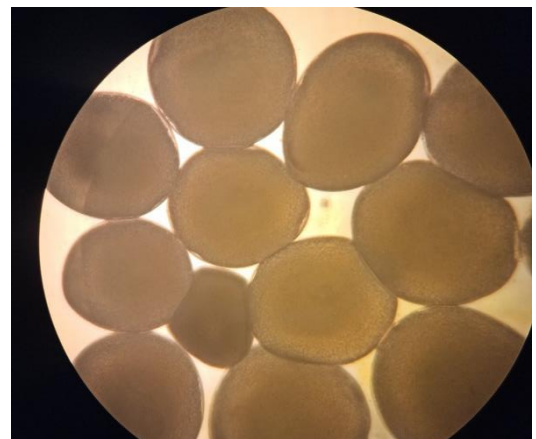


Figure 53 : Ovocytes non matures prélevées de la femelle F5 observés sous loupe binoculaire (×40)

4. Réponse à la stimulation hormonale

Le **tableau 10** montre les réponses des géniteurs à la stimulation hormonale, où la réponse est **positive** chez les femelles 1, 2 et 4. En effet, une augmentation de la production d'hormones sexuelles, telle que la gonadotrophine, favorise la maturation des ovocytes (**Weil et Reinaud, 1975**).

La réponse est **négative** chez les femelles 3 et 5. Ceci peut être dû à l'échec de la stimulation hormonale provoquant la non production d'hormones sexuelles. Les deux femelles peuvent avoir présentées une résistance à la stimulation ou bien avoir dépasser leur période de production d'hormone sexuelle.

Tableau 10 : Réponses des géniteurs à l'injection hormonale

Géniteurs	Doses d'hormones reçues	Réponse à l'injection
Femelle 1 (F1)	1.5mg/kg	Positive (+)
Femelle 2 (F2)	3.5mg/kg	Positive (+)
Femelle 3 (F3)	3mg/kg	Négative (-)
Femelle 4 (F4)	1.7mg/kg	Positive (+)
Femelle 5 (F5)	1.4mg/kg	Négative (-)

Les géniteurs peuvent aussi répondre positivement à la moitié de la dose hormonale (1.5mg/kg au lieu de 3mg/kg), comme indique le résultat chez la femelle 1 (une seule dose décisive 1.5mg/kg).

5. Fécondité relative

Dans notre étude, la fécondité relative des trois femelles est représentée par la **figure 54**.

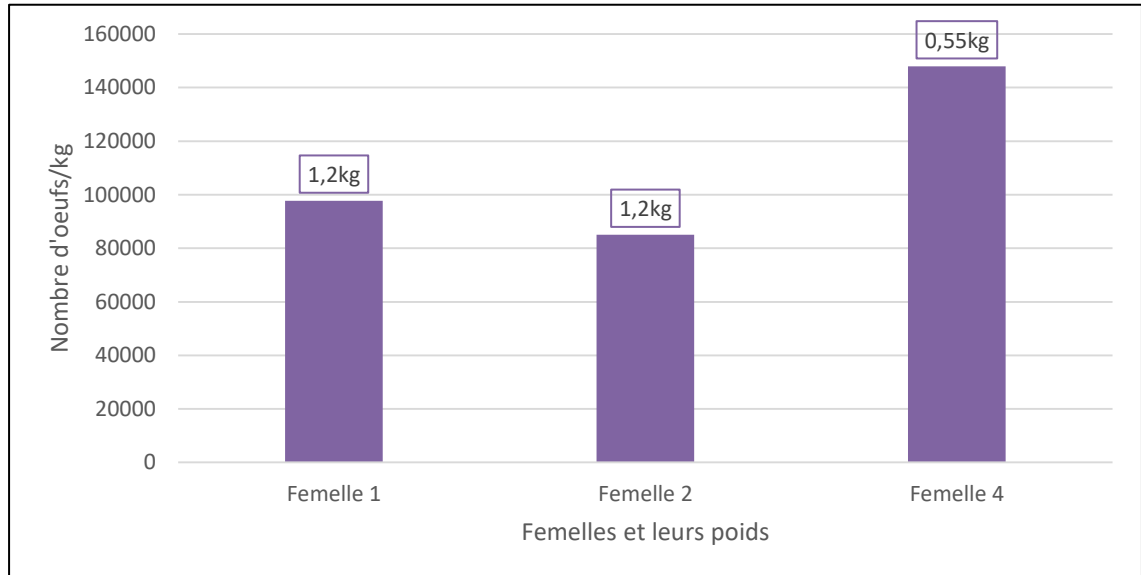


Figure 54 : Fécondité relative chez les femelles (F1, F2 et F4)

La fécondité relative des femelles (F1 « 97750/kg » et F4 « 147900/kg ») nourries par AL1 est significativement supérieure ($p < 0,05$) à celle de la femelle 2 « 85000/kg » alimentée par AL2.

D'après **Freeman (1987)**, la femelle pond environ 100000 œufs par kilogramme de poids corporel. Une femelle de 1kg peut reproduire environ 90000 à 300000 ovules/kg (**Billard, 1995**).

Il est important de noter que la fécondité dépend de l'âge, l'alimentation, l'espèce et les facteurs environnementaux (**Njoukou et al., 2013**). Et peut-être varier selon les variations génétiques (facteurs biotiques et abiotiques) et l'effet de la nourriture sur le nombre et la qualité des œufs (**Kartas et Quignard, 1984**).

6. Taux de fécondation

La **figure 55** représente les valeurs des taux de fécondation de chaque croisement. Le taux de fécondation maximal (80%) est obtenu du croisement 2 alors que le taux et le minimal (40%) est obtenu du croisement 6.

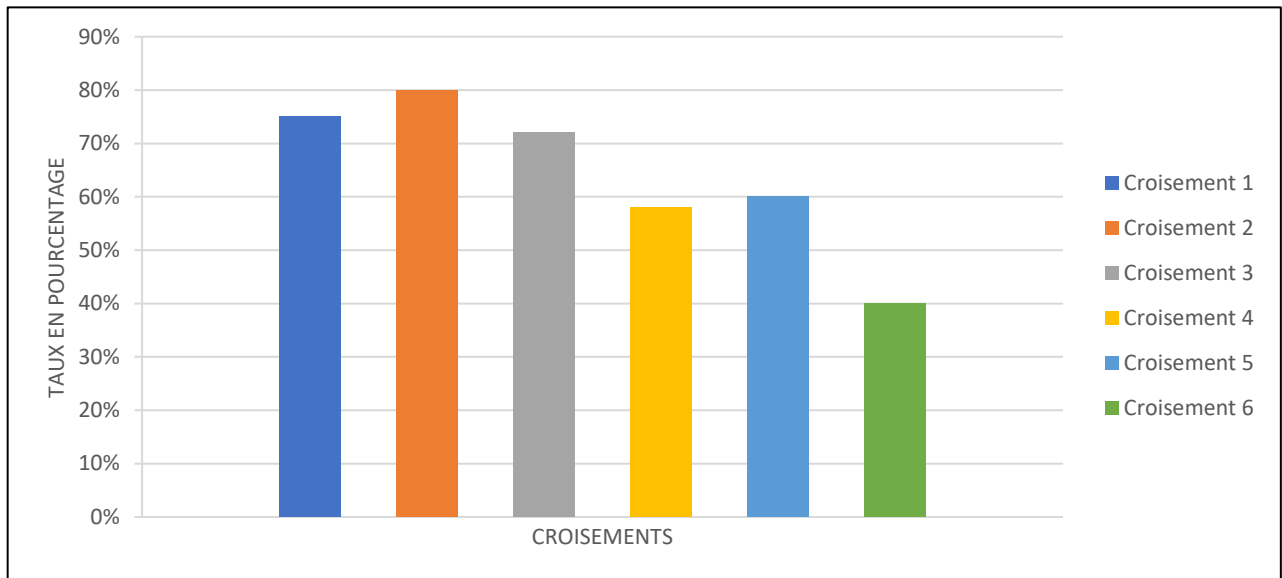


Figure 55 : Taux de fécondation des six croisements

Les résultats de la présente étude indiquent que le taux de fécondation est élevé dans tous les croisements (sauf pour le croisement 6) sans aucune différence significative ($p > 0,05$). Ceci peut être dû à la température ambiante de 22 à 24°C.

Le taux de fécondation issu du croisement 6 qui représente le taux de fécondation le plus bas (40%), peut-être dû à la mauvaise qualité du sperme du mâle (M6) ou bien à la grande densité des œufs mises dans l'aquarium (30g d'œufs dans un aquarium de 150l).

7. Taux d'éclosion et le développement embryonnaire

a. Taux d'éclosion

La **figure 56** montre le taux d'éclosion des six croisements. Le taux d'éclosion maximal est 60% (croisement 3) et le minimum est de 13% (croisement 4) mais statistiquement, aucune différence significative n'a été décelée ($p > 0,05$).

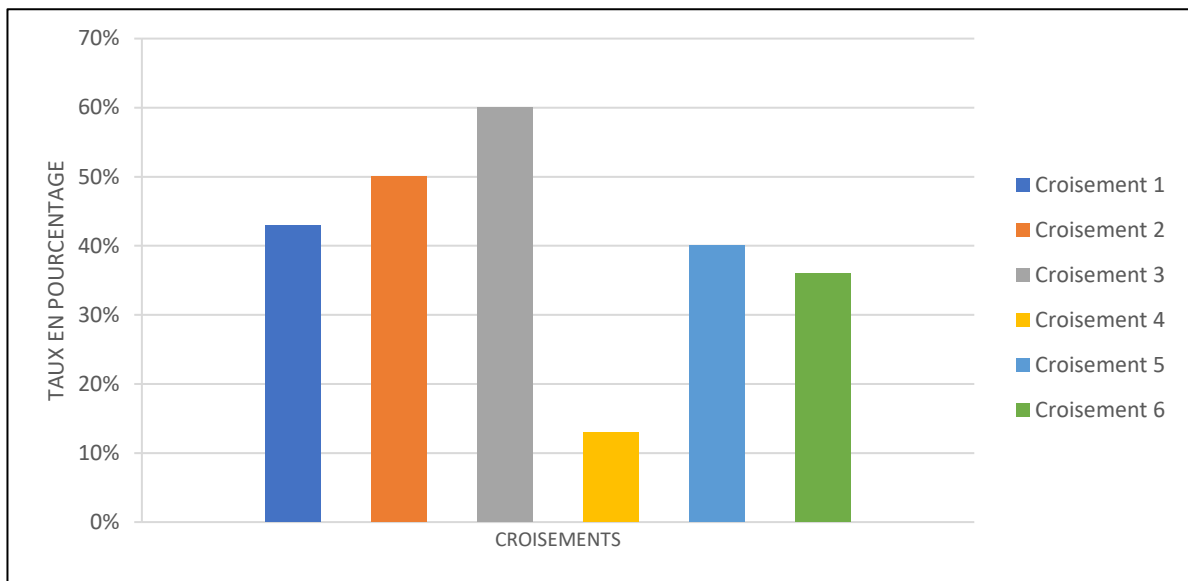


Figure 56 : Taux d'éclosion des six croisements

Le faible taux d'éclosion (13%) peut être dû à :

- ✓ L'absence des bouteilles de Zoug qui maintiennent les œufs en suspension.
- ✓ La grande quantité d'œufs mises dans l'aquarium.
- ✓ La prolifération des moisissures à cause du colmatage des œufs non fécondés.

Tucker et Robinson (1990) reportent que le faible taux d'éclosion des œufs pondus pourrait être lié à l'exposition à une infection fongique, où la quantité d'œufs morts risquait d'être la base nutritionnelle de la croissance fongique. Les champignons tels que « *Saprolegnia spp* » attaquent couramment les œufs fécondés des koï pendant la période d'incubation, qui par la suite affecte le taux d'éclosion (**Yeasmin et al., 2016**).

Aussi, les taux de fécondation et d'éclosion sont influencés par les variations saisonnières, à savoir les variations de température (**Ghosh et al., 2011**).

b. Développement embryonnaire et éclosion

La **figure 57** représente les différents stades de développement embryonnaire des œufs fécondés jusqu'à l'éclosion. Le développement embryonnaire des carpes dure environ 3-4 jours à 20-23°C (60-70 degré-jours) (**Peteri, 2009**).

Incubation : dure 3 jours à une température de 24°C (70°j).

Éclosion : après 3 jours d'incubation.

Les larves écloses se fixent sur les parois du bassin et de l'aquarium pendant les trois premiers jours.

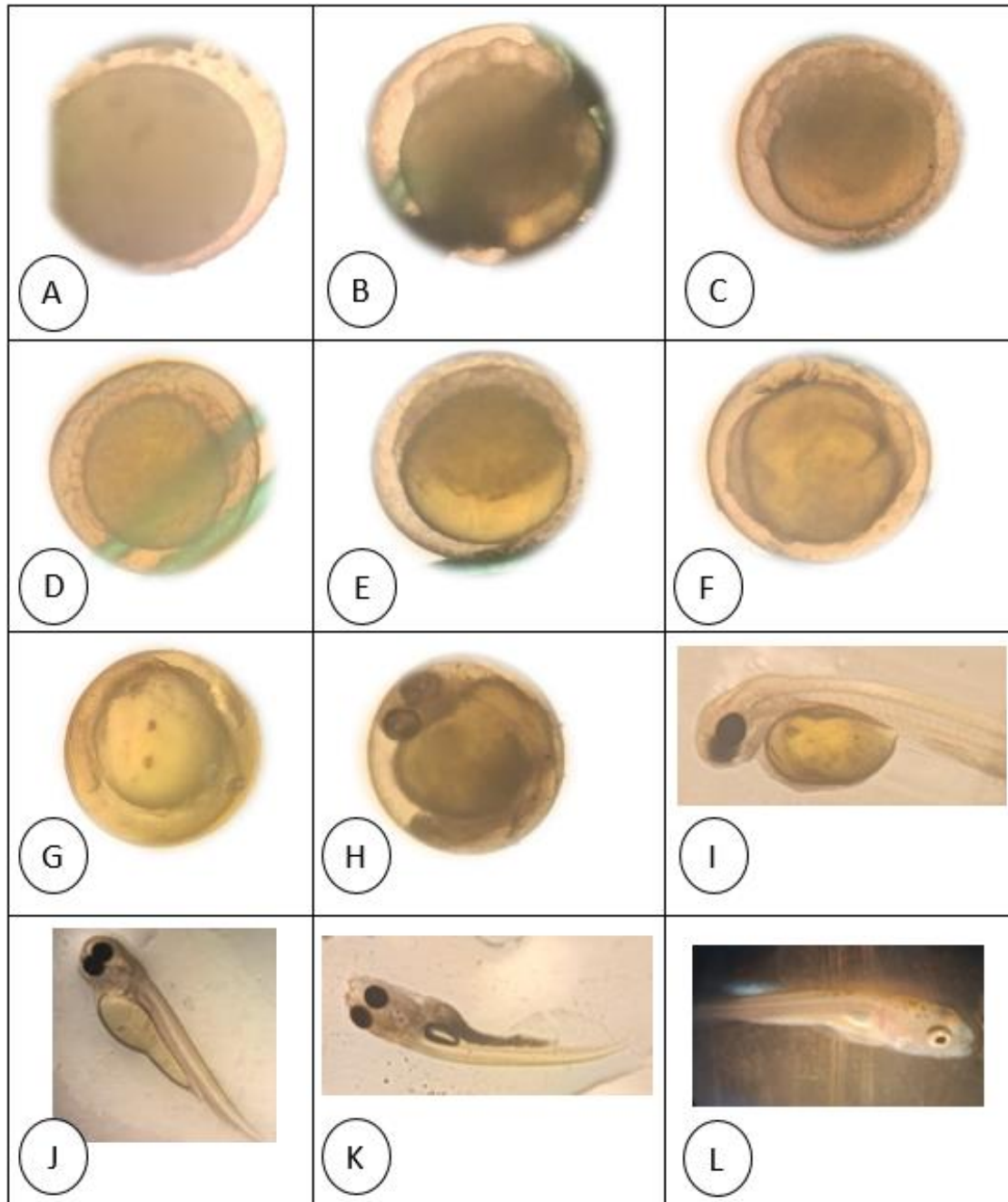


Figure 57 : Stades de développement embryonnaire et larvaire chez la carpe koï observés sous loupe binoculaire ($\times 40$)

(A) : œuf fécondé, (B) : formation des deux blastomères (après 4h), (C) : stade Morula, (D) : embryon après 8h, (E) : embryon après 10h, (F) : embryon après 20h, (G) : stade œil, (H) : embryon après 30h, (I) : larve à peine éclosée, (J) : larve âgée 1jour, (K) : larve âgée 2jours, (L) : larve pigmentée (après 18jours).

8. Mortalités et traitement de la maladie « Saprolognieose »

a. Mortalités :

La **figure 58** montre les taux de mortalité selon les différents croisements réalisés. La mortalité varie entre 40% et 60% durant l'élevage larvaire et entre 30% et 95% durant l'alevinage avec une différence significative ($p < 0.05$).

Pendant la période d'élevage larvaire, la mortalité peut être dû à une mauvaise qualité de l'eau ou/et à l'infection fongique causée par la saprolognieose.

Les taux de mortalité des alevins issus des trois croisements (2, 3 et 4) étaient plus élevés que celles de **Subodh et al. (2022)**. Ceci pourraient être due principalement à l'insuffisance de l'alimentation qui entraîne des carences nutritionnelles et un retard de croissance provoquant des mortalités.

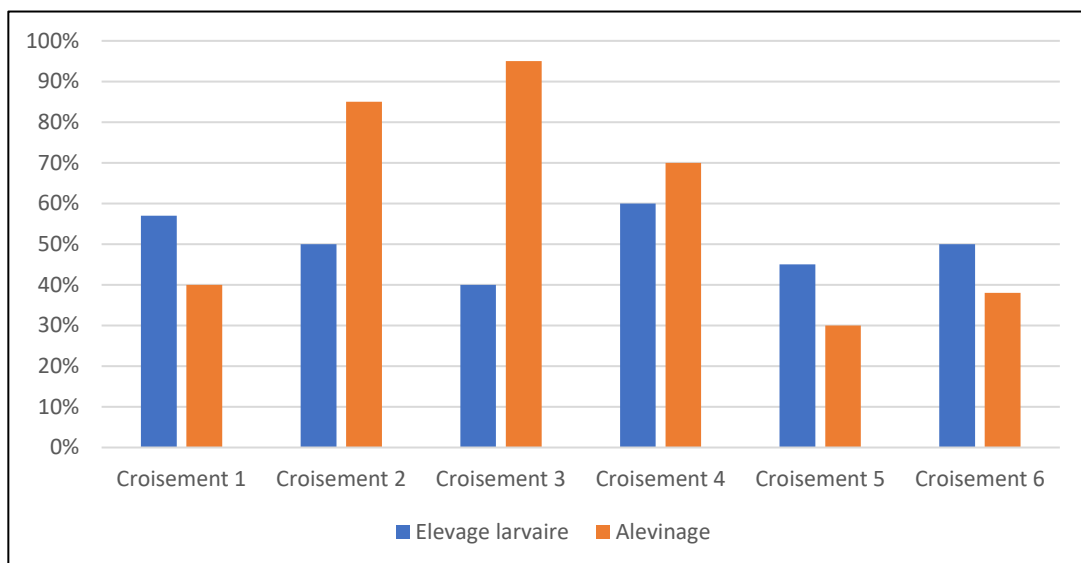


Figure 58 : Taux de mortalité des six croisements durant l'élevage larvaire et l'alevinage

b. Traitement de la maladie « Saprolégniose »

La saprolégniose est une maladie fongique qui attaque les poissons adultes et alevins. Dans notre étude, les larves issues du croisement 2 (aquarium A1), présentaient des touffes cotonneuses localisées sur la bouche (**figure 59 et 60**) et le corps induisant l'arrêt total de l'alimentation.



Figure 59 : Larves atteintes par la saprolégniose observées à l'œil nu



Figure 60 : Larve atteinte par la saprolégniose observée sous loupe binoculaire (x40)

Pour minimiser la propagation de la saprolégniose, un bain de 10 à 15 minutes au bleu de méthylène (150ml) et au formol (10ml) est réalisé pendant 3 jours.

Après le traitement au bleu de méthylène, les larves ont pu être sauvées avec toutefois un taux de mortalité de 40%.

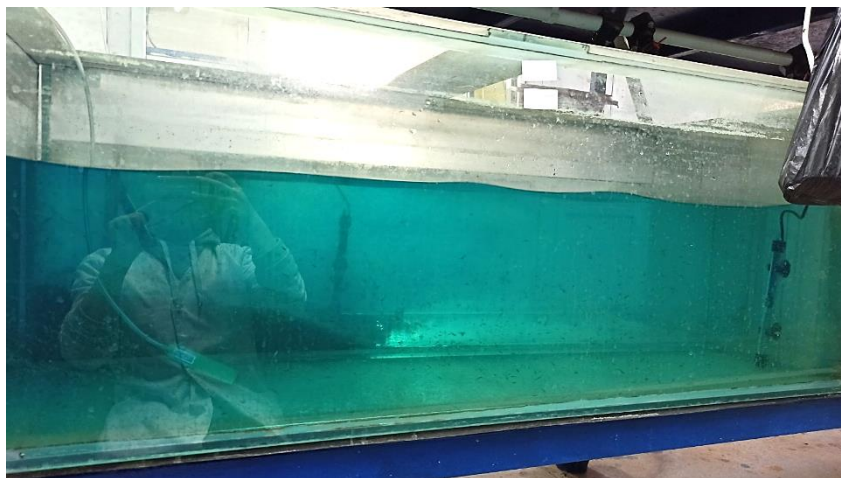


Figure 61 : Traitement au bleu de méthylène et au formol 4%

9. Croissance des alevins

La croissance des alevins n'est pas homogène, une variation de la longueur et du poids sont observés (**figure 62**). Cette hétérogénéité s'explique par la disponibilité de la nourriture naturelle et inerte que les larves trouvent dans leur environnement et par leur détermination génétique (**Adámek et al., 2015**).



Figure 62 : Hétérogénéité des alevins de même âge

La croissance des koï dépend de leur environnement à savoir la température favorable ($22.42^{\circ}\text{C}\pm 0.38$) des étangs et des bassins en géo membrane. Ces facteurs favorisent la prolifération algale (phytoplancton) et zooplancton qui sont la nourriture idéale pour la croissance des alevins.

Dans notre étude, au début du 1^{er} alevinage, les alevins de 25 jours atteignent $2\text{cm}\pm 0.6$ de longueur (**figure 63**) et environ un mois et demi (38 jours) les alevins atteignent $5\text{cm}\pm 2.1$ avec un poids moyen de $1.3\text{g}\pm 0.1$ (**figure 45**).

Selon **billard (1995)**, le premier alevinage est caractérisé par :

- ✓ Durée d'élevage de 3 à 5 semaines
- ✓ Taille initiale des alevins est de 0.6 à 0.7cm
- ✓ Poids initial est 0.004g
- ✓ Taille finale est de 2.5 à 5cm
- ✓ Poids final est de 0.2 à 0.3g.



Figure 63 : Alevin de 25jours au début du 1^{er} alevinage



Figure 64 : Alevin de 38jours à la fin du 1^{er} alevinage

10. Etude de la pigmentation et la coloration des alevins

La pigmentation et la coloration des alevins commencent à apparaître le 20^{ème} et 25^{ème} jour après l'éclosion. Les couleurs et les caractères des alevins obtenus sont représentés dans le graphe (figure 65).

L'étude de la pigmentation a été faite que sur trois croisements (1, 5 et 6), les autres croisements (2, 3 et 4) ont été perdus en raison d'une forte mortalité (manque de nourriture et prolifération des moisissures) pendant la phase d'alevinage.

Le graphe montre les pourcentages des quatre caractères des alevins issus de trois croisements. Selon les résultats obtenus, le croisement 6 d'une femelle blanche (F4) croisée avec un male blanc tacheté orange (M5), on observe qu'aucun individu n'a de pigmentation rouge et blanche ou une pigmentation Ginrin. Egalement, les couleurs obtenus des alevins sont différents de celles de leurs parents, ce qui est dû à plusieurs causes telles :

- Les facteurs génétiques complexes.
- L'effet d'alimentation naturelle (phytoplanctons et zooplanctons dans les étangs) qui favorise l'intensité des couleurs des alevins.
- Les variations des facteurs environnementaux.

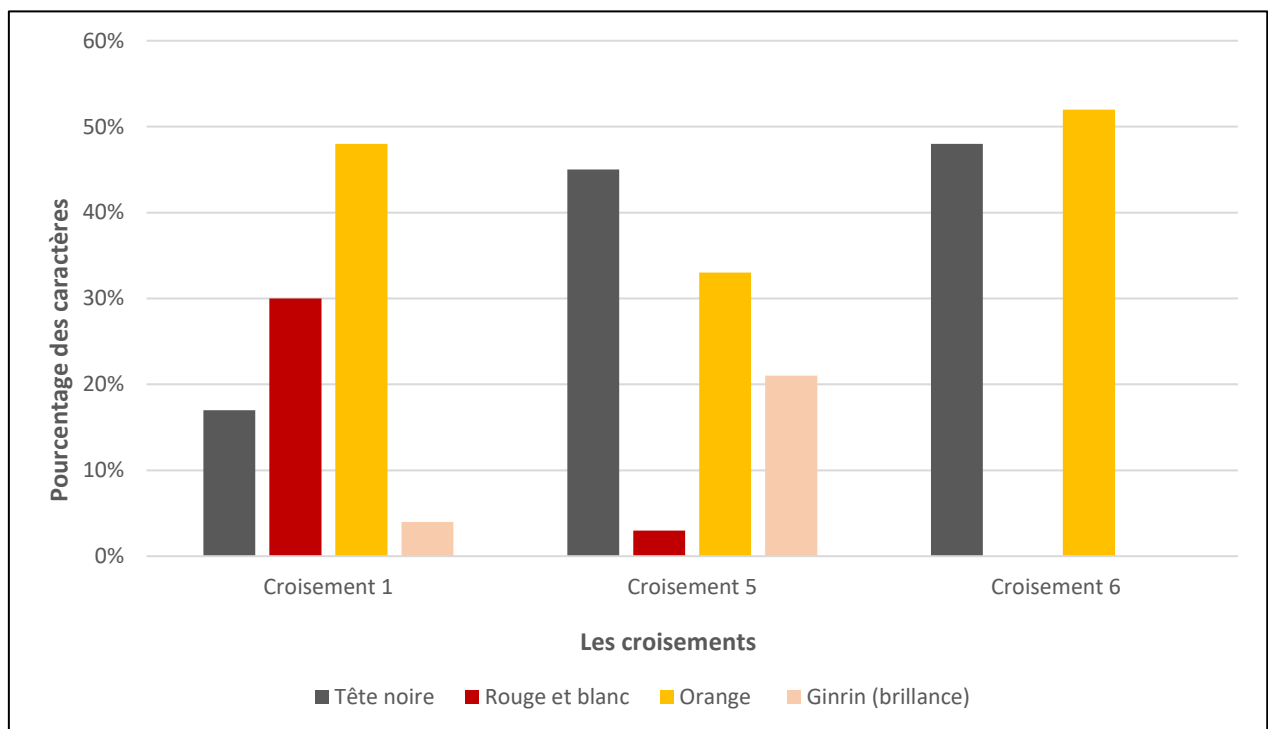










Figure 65 : Pourcentages des caractères obtenus pour les trois croisements

Le **tableau 11** représente les caractères et les couleurs des géniteurs des trois croisements et leurs résultats.

Tableau 11 : Caractères et couleurs de la peau des géniteurs croisés et des alevins obtenus

Croisements	Caractères et couleurs du corps obtenus
<p style="text-align: center;">Croisement 1</p> <p>Femelle (F1)</p>  <p>Mâles (M1 et M2)</p> 	<p>(1) Noir-blanc-orange avec une tête noire</p>   <p>(2) Blanc-rouge</p>   <p>(3) Orange</p>  <p>(4) Orange avec brillance (Ginrin)</p> 

Croisement 5

Femelle (F4)



Mâle (M5)



(1) Noir-blanc avec tête noire



(2) Blanc-rouge






(3) Orange



(4) Orange avec brillance (Ginrin)



Croisement 6	
<p data-bbox="172 439 683 472">Femelle F4 croisée avec le male M6</p> 	<p data-bbox="949 264 1369 297">(1) Noir-blanc avec tête noire</p>  <p data-bbox="949 656 1106 689">(2) Orange</p> 

Selon **Gomelsky (2011)**, lorsque les poissons hétérozygotes blanc-rouge-noir sont croisés, les six combinaisons de couleurs possibles sont présentes dans la descendance (blanc uni, blanc-rouge, rouge uni, blanc-noir, blanc-rouge-noir et rouge-noir). Dans notre étude, les résultats montrent que le caractère corporel "orange" est dominant. La présence des taches noires sur le corps (tête noire) dans les trois croisements même si les parents n'avaient pas cette couleur, peut-être en raison d'une mutation du gène qui contrôle cette couleur. La couleur brillante (Ginrin) est issue du pigment iridophore (**Kock et Gomelsky, 2015**).

CONCLUSION GENERALE

CONCLUSION GENERALE

Les carpes koï sont parmi les poissons d'ornements les plus populaires au monde et leur reproduction artificielle offre de nombreuses possibilités pour l'amélioration de cette espèce emblématique de la pisciculture ornementale. Au cours de cette étude, nous avons exploré différentes techniques de reproduction artificielle, en mettant l'accent sur les méthodes de manipulation des conditions environnementales, de contrôle hormonal et de sélection génétique.

Nos résultats démontrent que la reproduction artificielle de la carpe koï permet de faciliter la production de descendance de haute qualité. L'utilisation de techniques de manipulation des conditions environnementales, telles que le contrôle de la température de l'eau, permet de synchroniser la période de frai et d'optimiser le taux de succès de reproduction. Cependant, l'effet d'une bonne alimentation des géniteurs est nécessaire pour une fécondité élevée. Egalement la courte période embryonnaire et la technique d'élevage simple de ce poisson suggèrent que les koïs sont des espèces adaptées à la commercialisation.

De plus, la coloration des alevins peut évoluer avec le temps et certains alevins peuvent présenter des variations de couleurs uniques qui les distinguent de leurs parents. La coloration des koï est un aspect fascinant de leur développement et peut ajouter à leur beauté et à leur attrait dans les aquariums et les étangs.

Par ailleurs, la sélection génétique joue un rôle crucial dans l'amélioration de la carpe koï. En utilisant la technique des croisements dirigés (méthode de la sélection individuelle), il est avéré la possibilité d'obtenir des caractéristiques désirables telles que des couleurs vives et des motifs distinctifs. Cependant, il est essentiel de maintenir une diversité génétique adéquate pour préserver la santé et la robustesse de la population de carpes koï.

Il serait intéressant de mener des recherches approfondies sur les mécanismes génétiques et environnementaux qui influencent l'évolution de la coloration des alevins de koï. Comprendre comment et pourquoi certains alevins développent des variations de couleurs uniques qui les distinguent de leurs parents, pourrait permettre de créer de nouvelles lignées de koïs aux motifs et aux couleurs encore plus captivants.

Il est également essentiel de maintenir une diversité génétique adéquate. Des recherches supplémentaires pour déterminer les meilleures pratiques de gestion génétique, sont nécessaires pour éviter les problèmes liés à la consanguinité et à la perte de variation génétique.

Enfin, il serait intéressant d'explorer davantage les opportunités commerciales liées à la reproduction artificielle des koïs et d'améliorer les moyens nécessaires pour un meilleur élevage afin de répondre à la demande du marché national et développer une industrie locale de l'élevage de ces poissons d'ornements.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUE

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Adámek, Z., M. Antón-Pardo, María, L. Vilizzi & J. Roberts (2015).** Successful reproduction of common carp *Cyprinus carpio* in irrigation waterways. *Fisheries Management and Ecology* 10.1111/fme.12123.
2. **Alex, S. (2012).** *Koi Fish Cultivation*. Yogyakarta: PustakaBaru Press, 205.
3. **Bensahla Talet Lotfi, BOUGUENOUS, A., TALET, A. B., & Zitouni BOUTIBA. (2013).** Fécondité de la carpe commune *Cyprinus carpio* (Linné, 1758) pêchée dans le barrage de Merdjet Sidi-Abed (W. Ghelizane) Algérie occidentale.
<https://doi.org/10.13140/RG.2.1.2247.0804>
4. **Billard R., et Marcel J., (1986).** *Aquaculture of Cyprinids*. INRA, 502p
5. **Billard, R. (1995).** *Les Carpes : Biologie et élevage*. INRA, 387p.
6. **Brewster, B., Fletcher, N., Hickling, S., Holmes, K., Martin, M., Pitham, T., & Burgess, P. (2015).** *Koi : A Complete Guide to Their Care and Color Varieties*. Firefly Books.
7. **Cabrita, E., Robles, V., & Herraéz, P. (2008).** *Methods in Reproductive Aquaculture : Marine and Freshwater Species*. CRC Press.
8. **Colman J, et al, (1992).** Elevage de la carpe commune. FAO.
<https://www.fao.org/3/AB847F/AB847F05.htm>
9. **Domasevich, M. A., Hasegawa, H., & Yamazaki, T. (2022).** Quality Evaluation of Kohaku Koi (*Cyprinus rubrofuscus*) Using Image Analysis. *Fishes*, 7(4), 158.
<https://doi.org/10.3390/fishes7040158>
10. **ELSA C. VANISA R. et PAZ H., (2009).** *Methods in reproductive aquaculture : marine and freshwater species*. CRC Press, 549p
11. **F. Kartas et J-P. Quignard (1984).** *La fécondité des poissons téléostéens*. MASSON, 121p.
12. **FAO. (2022).** *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2022 : Vers une transformation bleue*. FAO. <https://doi.org/10.4060/cc0461fr>
13. **Gomelsky, B. (2011).** *Fish Genetics : Theory and Practice*.

14. Haniffa, M. A., Benziger, P. S. A., Arockiaraj, A. J., Nagarajan, M., & Siby, P. (2007). *Breeding Behaviour and Embryonic Development of Koi Carp*. 52(1).
15. Harshavardhan M.A., Aanand, S., Stephen Sampath Kumar, J., & Senthilkumar, V. (2021). Comparative evaluation of commercial vegetable oil, fish oil, palm oil and groundnut oil as a lipid source in maturation and reproductive performance of fancy koi, *Cyprinus carpio* var. Koi. *Aquaculture*, 545, 737248. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.737248>
16. Hollebecq, M. G., & Haffray, P. (1994). Revue bibliographique. L'amélioration génétique de la carpe commune (*Cyprinus carpio* L.) : État des connaissances. *Bulletin Français de la Pêche et de la Pisciculture*, 333, 93-124. <https://doi.org/10.1051/kmae:1994024>
17. Horváth, L., Tamás, G., & Seagrave, C. (2002). *Carp and pond fish culture : Including Chinese herbivorous species, pike, tench, zander, wels catfish, goldfish African catfish and sterlet* (2nd ed). Fishing News Books ; Iowa State University Press [distributor].
18. Huet M., (1970). *Traité de pisciculture*. Ed. Ch. WINGAERT, Bruxelles, 4e Ed., 718 p.
19. Jalabert B., Bry C, Breton B, Campbell C, (1976). Action de la 17*-hydroxy-203 dihydroprogestérone et de la progestérone sur la maturation et l'ovulation in vivo et sur le niveau d'hormone gonadotrope plasmatique t-GTH chez la truite arc-en-ciel. C. R. Acad. Sci. Paris, série D, 283, 1 205-1 208.
20. Kara, H. M., (2012). Freshwater fish diversity in Algeria with emphasis on alien species, *Eur. J. Wildl. Res.* 58, 243-253. 10.1007/s10344-011-0570-6.
21. Kohlmann, K., & Kersten, P. (2013). Deeper insight into the origin and spread of European common carp (*Cyprinus carpio carpio*) based on mitochondrial D-loop sequence polymorphisms. *Aquaculture*, 376-379, 97-104. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.11.006>
22. Li, Y., Zheng, S., Wang, Q. et al, (2017). Detection of koi herpesvirus (KHV) using a monoclonal antibody against *Cyprinus carpio* IgM : *Arch Virol* 162.

- 23. Linda Aini Putri, Nunik Cokrowati et Dewi Putri Lestari, (2022).** Hatching Rate of Koi Fish (*Cyprinus Carpio*) Eggs on Different Types of Substrates : Jurnal Biologi Tropis 22 (3): 947 – 953.
- 24. MANUEL POUR LE DEVELOPPEMENT DE LA PISCICULTURE A MADAGASCAR.**
(s. d.). Consulté 9 juin 2023, à l'adresse <https://www.fao.org/3/AB847F/AB847F05.htm>
- 25. Njouokou, S., Tchoumboue, J., Hguenga, D., Pouomogne, V., Gaillard, J., Sulem, S., & Bidzanga, N. (2013).** Effet de la couleur, du diamètre et du stade ovocytaire sur les performances de la reproduction induite de *Cyprinus carpio* en zone soudano-guinéenne d'altitude. International Journal of Biological and Chemical Sciences, 7(2), 566-573.
<https://doi.org/10.4314/ijbcs.v7i2.13>
- 26. Olivier Kenaip, (2013).** La carpe koi *Cyprinus carpio*. Les Guides Bassins de jardin, Animalia EDITIONS.
- 27. Rouabah, A., Mimoune, N., Khelef, D., & Kaidi, R. (2023).** Artificial reproduction of royal carp (*Cyprinus carpio*). Veterinarska Stanica, 54(3), 278-292.
<https://doi.org/10.46419/vs.54.3.4>
- 28. Subodh, P., Nelson, S. P., & Prakash, P. (2022).** A Study on Reproductive Behavior and Fry Nursing of Koi Carp (*Cyprinus rubrofuscus*) in Sunsari, Nepal. *American Journal of Aquaculture and Animal Science*, 1(1), Article 1. <https://doi.org/10.54536/ajaas.v1i1.611>
- 29. Tackaert, W., Leger, W., Lavens, P., & Sorgeloos, P. (1991).** The culture and use of the brine shrimp *Artemia* in aquaculture. In *The aquaculture of shrimp, prawn and crawfish in the world : Basics and technologies [in Japanese]* (p. 319-339). Fisheries and Aquaculture International. <http://hdl.handle.net/1854/LU-228653>
- 30. Taylor et Francis Group., (2015).** Biology and ecology of carp. CRC Press, 389p.
- 31. Tucker, C.S. and Robinson, E.H., (1990).** Channel Catfish Farming Book. Van Nostrand Reinhold. NY.

- 32. VALENTIN S. KIRPITCHNIKOV, J.P. RIO et R. Ward., (1999).** Genetics and breeding of common carp. INRA, 97p.
- 33. Watson, C. A., Hill, J. E., & Poudier, D. B. (s. d.).** Species Profile : Koi and Goldfish.
- 34. Watt, Ronnie ; de Kock, Sevaas, (1996).** Living Jewels : Koi Keeping in South Africa : Good Hardcover | Chapter 1. (s. d.-b). Consulté 25 mars 2023, à l'adresse <https://www.abebooks.fr/9780908387731/Living-Jewels-Koi-Keeping-South-0908387733/plp>
- 35. Way, K., Haenen, O., Stone, D., Adamek, M., Bergmann, S. M., Bigarré, L., Diserens, N., El-Matbouli, M., Gjessing, M., Jung-Schroers, V., Leguay, E., Matras, M., Olesen, N., Panzarin, V., Piackova, V., Toffan, A., Vendramin, N., Veselý, T., & Waltzek, T. (2017).** Emergence of carp edema virus (CEV) and its significance to European common carp and koi *Cyprinus carpio*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 126. <https://doi.org/10.3354/dao03164>
- 36. Weil, C., Breton, B., & Reinaud, P. (1975).** Etude de la réponse hypophysaire à l'administration de Gn-RH exogène au cours du cycle reproducteur annuel chez la carpe *Cyprinus carpio* L.
- 37. Woynarovich, E. et L. Horváth, (1981).** La reproduction artificielle des poissons en eau chaude, manuel de vulgarisation. FAO Doc. Tech. Pêches, 191p.
- 38. Yeasmin, Syeda et Rahman, Md et Hossain, Md & Rahman, Md et Al-Asif, Abdulla, (2016).** Identification of causative agent for fungal infection and effect of disinfectants on hatching and survival rate of common carp (*C. carpio*) larvae. *ASIAN JOURNAL OF MEDICAL AND BIOLOGICAL RESEARCH*, 578-588p.

Sites web :

1. *AquaPortail : Aquariophilie et biologie.* (s. d.). AquaPortail. Consulté 20 juin 2023, à l'adresse <https://www.aquaportail.com/>
2. *Carpe koi—Vikidia, l'encyclopédie des 8-13 ans.* (s. d.). Consulté 20 juin 2023, à l'adresse https://fr.vikidia.org/wiki/Carpe_ko%C3%AF
3. *Fishipedia—L'encyclopédie des poissons et du monde aquatique.* (s. d.). Consulté 05 février 2023, à l'adresse <https://www.fshipedia.fr/>
4. *Geocarp.com—Trouve ton parcours pêche carpe de nuit.* (s. d.). Consulté 20 juin 2023, à l'adresse <https://www.geocarp.com/>
5. Vetofish. (2014, avril 9). *Comment euthanasier un poisson d'aquarium ?* VetoFish. <https://www.vetofish.com/faq/161347>
6. *La pêche de la carpe dans tous ses états—Karpeace.com.* (s. d.). Consulté 20 juin 2023, à l'adresse <https://www.karpeace.com/>
7. *L'encyclopédie d'aquariophilie en ligne | ENCYCLO FISH.* (s. d.). Consulté 20 juin 2023, à l'adresse <https://www.encyclo-fish.com/>
8. *Maladie carpe koi : Nos conseils.* (s. d.). passionbassin. Consulté 20 juin 2023, à l'adresse <https://passionbassin.com/carpe-koi/soins-maladies-mortalite-symptomes/>

ANNEXES

Annexe I

I. BMC : le Business Model Canva

Le BMC est un outil visuel utilisé pour décrire, concevoir, analyser et développer des modèles économiques pour une entreprise ou un projet. L'objectif de créer un BMC est de mieux comprendre, communiquer et développer l'aspect économique d'un projet et à identifier les forces, les opportunités et les faiblesses.

Il est important de noter que malgré les objectifs fixés pour le développement de l'aquaculture d'eau douce en Algérie, la production aquacole peine à atteindre ses objectifs également les géniteurs sont importés à des prix élevés et l'augmentation de la demande des entreprises pour les poissons d'aquariums. Cela m'a permis de réfléchir à faire des efforts nécessaires pour développer dans ce secteur.

En réalisant une ferme et une écloserie pour l'élevage des poissons d'eau douce notamment de décoration et d'ornement plus précisément les carpes koi.

La ferme « MAqua ornamental fish » est spécialisée en élevage des poissons d'ornement, d'une superficie de 300m².



Simulation de la ferme MAqua à l'aide des logiciels : AutoCAD et SketchUP.

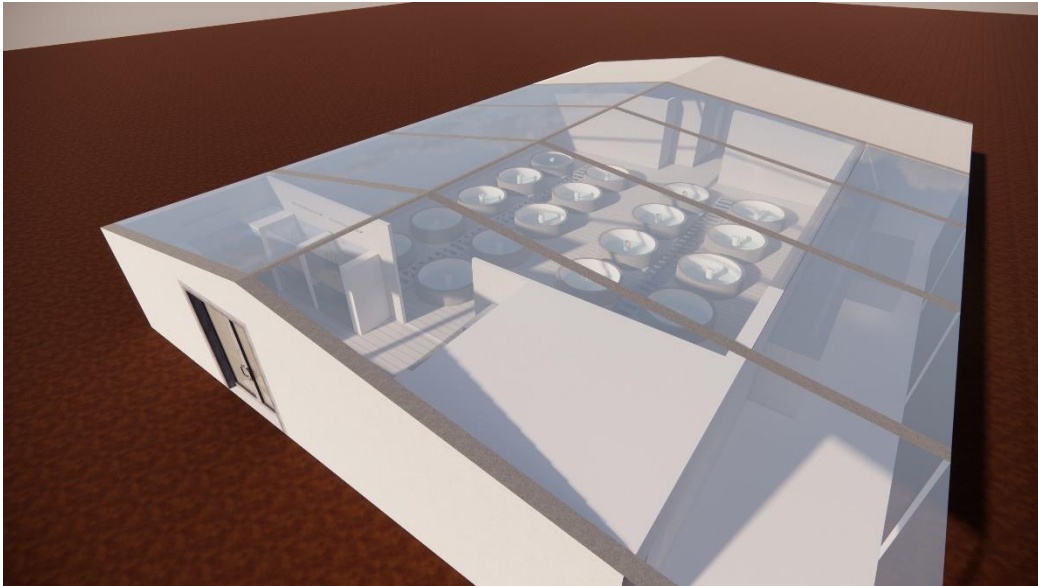


Figure 1 : vue extérieure de la ferme

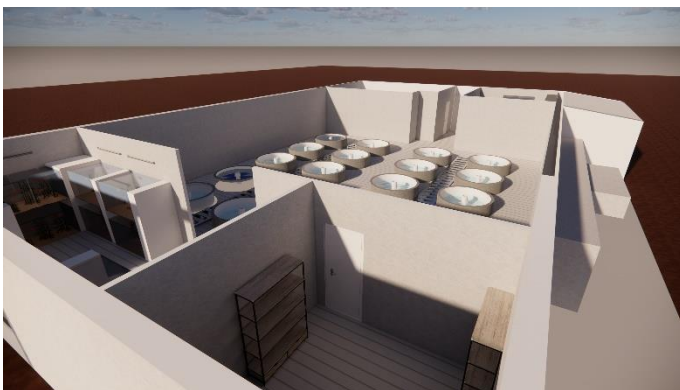
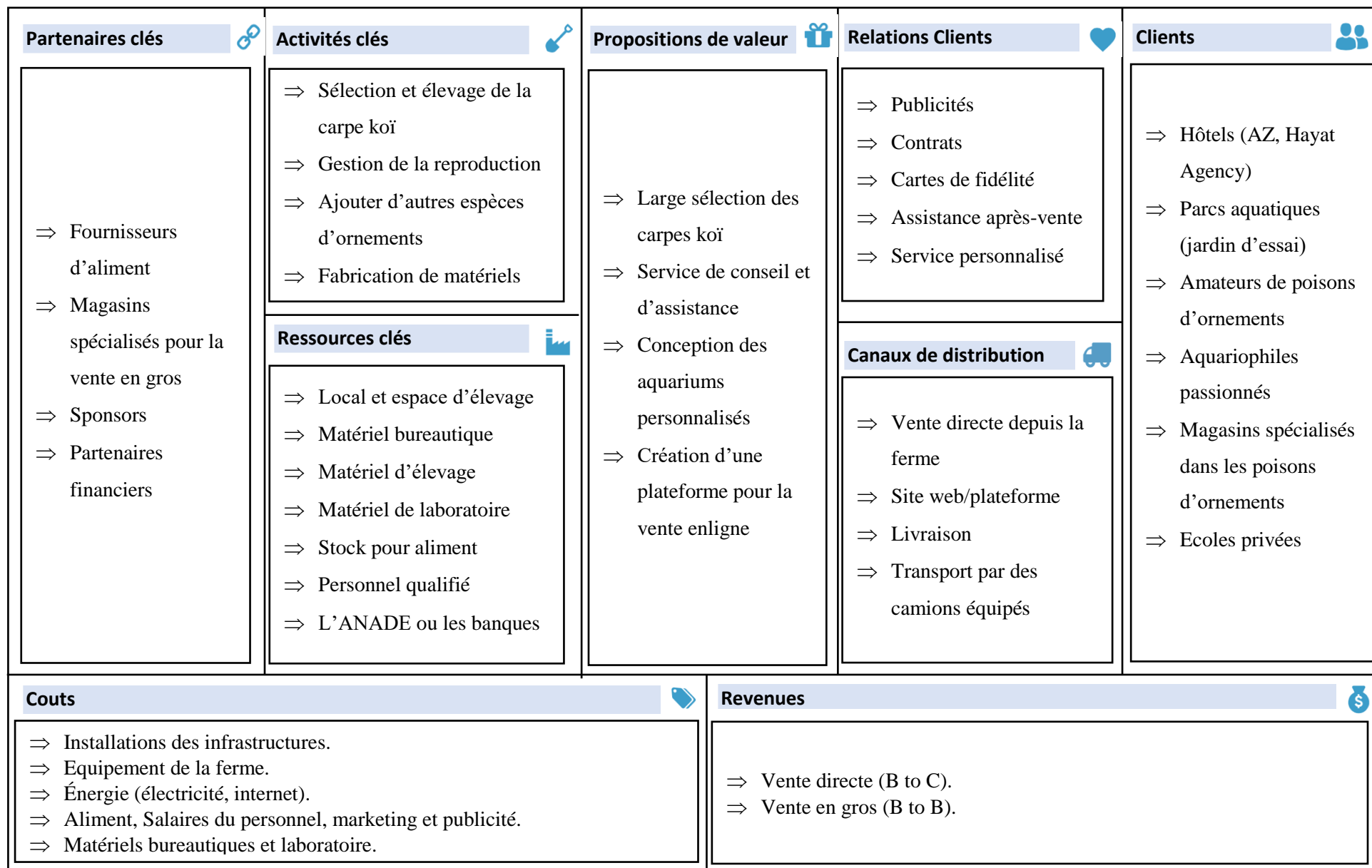


Figure 2 : Vue intérieure de la ferme

Business Model Canvas

Designed by: Meriem MESSAOUDENE

Date: 2023



1) Les clients :

Ma ferme et écloserie des carpes koï cible principalement les amateurs de poissons d'ornements, les aquariophiles passionnés, les magasins spécialisés dans les poissons d'ornements, ainsi les écoles privées, les hôtels et les

Je m'efforce de répondre aux besoins de ces segments de clients en offrant une large sélection des carpes koï selon leurs tailles (petit koï ou les grands), et leurs différentes couleurs (rouge, jaune, blanc, orange etc....).

2) Proposition de valeur

Je m'engage à fournir des poissons d'ornements de haute qualité, en assurant le bon état sanitaire. Mon expérience et expertise en matière d'élevage et d'entretien des poissons durant les stages faits en termes d'aquariophilie et de la pisciculture d'eau douce, me permet de conseiller mes clients et de guider dans le choix des poissons les mieux adaptés à leurs besoins. Egalement, à l'aide des fabricants et des techniciens concrétés, nous personnalisons les commandes en fonction de préférences spécifiques de chaque client, offrant ainsi une proposition de valeur unique.

3) Canaux de distribution

Pour atteindre les clients, on utilise plusieurs canaux de distribution. En proposant la vente directe depuis la ferme, où les clients peuvent visiter nos installations, choisir les poissons et les aquariums désirés en utilisant notre service de conseils et d'assistances pour faciliter et gagner le temps. Nous établissons également des partenariats avec des magasins spécialisés dans les poissons d'ornement pour élargir notre portée.

De plus, notre site web et les pages (Facebook, Instagram), permet aux clients de commander en ligne et de recevoir leurs commandes chez eux. Enfin, nous participons à des salons et expositions spécialisés (exemple : salon SIPSA) pour présenter nos produits et nos services à un public plus large.

4) Relations avec les clients

Les relations avec nos clients sont un aspect clé de notre activité, en offrant un service personnalisé en aidant les clients à choisir les poissons qui conviennent le mieux à leur environnement, en fonction de leur taille, de leur couleur et de leurs caractéristiques spécifiques avec des aquariums en différents décorations.

Après la vente, nous assurons un suivi et une assistance continue, en fournissant des conseils sur l'entretien et la santé des poissons.

Egalement, nous mettons en place un programme de fidélité pour récompenser nos clients réguliers.

5) Ressources clés

Les ressources clés de notre ferme comprennent :

- Local et espace d'élevage des poissons comprenant les bassins, les aquariums et les étangs.
- Système de filtration pour maintenir une qualité d'eau optimale.
- Stock pour aliment
- Matériel bureautique et laboratoire.
- Personnel qualifié en aquaculture (ingénieur, technicien) qui possède les connaissances nécessaires pour l'élevage et l'entretien des poissons.

6) Activités clés

Les activités clés de notre ferme comprennent :

- Sélection des poissons de bonne santé et une meilleure qualité à des couleurs vifs et attractifs.
- Elevage et l'entretien des poissons pour assurer leur croissance saine et leur bien-être.
- Gestion de la reproduction des koï pour maintenir un approvisionnement constant.
- Garantir les conditions optimales de l'environnement des bassins d'élevage.
- Fabrication du matériel tel que des nids artificiels pour les œufs des poissons, des épuisettes etc.
- Conception des aquariums.
- Addition d'autres espèces d'ornements (poisson rouge, guppy, molly, etc.)

7) Partenaires clés

Les partenaires clés de notre ferme d'élevage incluent :

- Fournisseurs d'aliment avec lesquels nous établissons des relations solides pour assurer une alimentation appropriée de nos poissons.
- Magasins spécialisés dans les poissons d'ornement avec lesquels nous établissons des partenaires de vente en gros pour atteindre un large public.
- Partenaire financier, peut-être l'ANADE et les banques (banque de l'agriculture et du développement rural BADR).
- Sponsors pour notre produit (poisson).

8) Structure des couts

Les principaux couts de la ferme MAqua sont représentés dans les **tableaux 1, 2, 3, 4, et 5** :

Tableau 1 : Devis estimatif de la ferme

Matériels	Quantité	Prix unitaire en DZD	Prix total en DZD
Filtres aquariums de 100l	20	1 700,00	34 000,00
Chauffe-eau 100l	1	300 000,00	300 000,00
Résistances de 50W	20	1 600,00	32 000,00
Résistances de 300W	10	5 000,00	50 000,00
Diffuseurs d'oxygène	1	70 000,00	70 000,00
Pompes à eau	4	45 000,00	180 000,00
Pompe immergée forage	2	300 000,00	600 000,00
Bassins circulaires de 3m³ En béton	20	40 000,00	400 000,00
Bassins rectangulaires de géo membrane (5m*1.5m*2m)	4	26 000,00	100 400,00
Aquariums de (80cm*40cm*35cm) 100l	20	1 500,00	30 000,00
Lampes UV	5	150 000,00	150 000,00
Épuisette et salabre	30 et 4		25 000,00
Filets	2 filets de 10 m ³	25 000,00	50 000,00
Citernes à eau 1000l	5	15 000,00	75 000,00
Balance de précision 150kg	1	300 000,00	300 000,00
Groupe électrogène	1	15 000 000,00	15 000 000,00
Camion frigorifique	1	20 000 000,00	20 000 000,00
Total en DZD		5 900 000,00	

Le **tableau 2** représente le devis estimatif du matériel de laboratoire

Tableau 2 : Devis estimatif du laboratoire

Unités laboratoire :	Quantité	Prix unitaire en DZD	Prix total en DZD
Loupe binoculaire	1	150 000,00	150 000,00
Microscope électronique	1	250 000,00	250 000,00
Total en DZD		400 000,00	

Le **tableau 3** représente le devis estimatif du matériel bureautique

Tableau 3 : Devis estimatif des matériels bureautiques

Unités bureautiques :	Quantité	Prix unitaire en DZD	Prix total en DZD
Pc ordinateur	2	200 000,00	400 000,00
Imprimante	1	170 000,00	170 000,00
Abonnement internet			30 000,00 par an
Total en DZD		600 000,00	

Le **tableau 4** représente les frais du personnel

Tableau 4 : frais du personnel

Personnel	Nombre	Salaire mensuelle en DZD	Salaire annuelle en DZD
Techniciens	2	7 000,00	1 680 000,00 par an
Ingénieur	1	10 000,00	1 200 000,00 par an
Total en DZD		2 880 000,00	

Le **tableau 5** représente les frais de fonctionnement

Tableau 5 : frais de fonctionnement

Produit	Quantité	Prix total en DZD
Les géniteurs importés	12 males et 8 femelles	1 000 000,00
Hypophyse de carpes	1g	20 000,00 par an
Électricité		360 000,00 par an
Aliments granulés		
Granulés de 3mm	144kg pour les géniteurs	140 000,00 par an
Granulés de 1mm	48kg pour les alevins	50 000,00 par an
Total en DZD		1 570 000,00

Le **tableau 6** représente le cout total pour la réalisation de la ferme MAqua

Tableau 6 : Coût total de la ferme

Matériels	Laboratoire	Bureautique	Fonctionnement	Personnel
5 900 000,00 DZD	400 000,00 DZD	600 000,00 DZD	1 570 000,00 DZD	2 880 000,00 DZD
Coût total			11 350 000,00 DZD	

Après avoir calculé tous les coûts nécessaires des unités et des équipements, nous trouvons le coût total de réalisation du projet est : **11 350 000,00 DZD**

9) Sources de revenus

Nos principales sources de revenus proviennent :

- De la vente directe des poissons aux clients (B to C).
- De la vente en gros aux magasins spécialisés dans les poissons d'ornements (B to B).

La ferme produit des carpes koï chaque géniteur produit 5000 alevins par cycle

- ✓ Les alevins de 4 à 5 cm sont à **50,00 DZD**
- ✓ Les koï de 10 à 15cm sont à 1 **500,00 DZD**

Le **tableau 7** montre les prix du produit vendu avec la quantité et les bénéfices pendant la première année.

Tableau 7 : Prix et quantité produite avec les bénéfices pendant une année

	Prix (DZD)	Quantité produite (tonne)	Bénéfices (DZD)
1 ^{ère} année	60 000 000,00	2.4	48 780 000,00

En utilisant le Business Model Canva, j'ai eu une vue d'ensemble de mon entreprise, de ses principaux aspects et de la manière dont je crée, livrée et capturée de la valeur. Cela me permet de mieux comprendre mon positionnement sur le marché et de prendre des décisions stratégiques pour assurer la croissance et la rentabilité de ma ferme d'élevage de carpes koi et de poissons d'ornement.