

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



**Mémoire de**  
**MASTER PROFESSIONNEL**

Domaine : Sciences de la nature et de la vie  
Filière : Hydrobiologie marine et continentale  
Spécialité : Aquaculture

**Thème**

**Essai de la reproduction artificielle et du suivi larvaire  
de la carpe koï (*Cyprinus Carpio Carpio*), au niveau de la  
station (CNRDPA) d'Ouargla**

Présenté par : BEN ABDERRAHMANE Hassina & BEN RAGHDA Amel  
Soutenu publiquement  
Le : 03/07/2019

**Devant les jurys**

M.	DADDI BOUHOUN. M	Professeur	Président	UKM Ouargla
Mme	FERHATI. H	MAA	Encadreur	UKM Ouargla
M.	HAMIDAT. M	Ingénieur	Co-Encadreur	CNRDPA Ouargla
M.	GUEZZI. R	MCB	Examineur	UKM Ouargla

**Année universitaire 2018/2019**

## *Dédicace*

*Je dédie ce mémoire .....*

*✍ A ceux qui m'ont tant aimée et encouragée, ceux qui n'ont jamais cessés de croire en moi, à ceux qui quoi que je fasse je ne leur serais jamais reconnaissante, qui sont mes très chers parents FARHET et MAKHLOUFA, que Dieu me les garde et fasse qu'ils soient toujours fières de moi*

*✍ A mon maitre FERHATI Hadda*

*✍ A mon Co-promoteur HAMIDATE*

*✍ A mes très chers frères Fouad, Abdelmalek, Salah, Walid, Med Riad, Taher à qui je souhaite la réussite et le bonheur dans leurs vies,*

*✍ A mes chères sœurs Abla et Nour el houda, Intissar, Sabah, Nadia à qui je souhaite un future brillant*

*✍ A mes beaux fils et filles Wael, Nada, Yacine, Choukri, Malek, Wisale, Amine, Siradj, Yasser, Abdellah, Safa, Mazen.*

*✍ A mon binôme Hassina*

*✍ A toutes mes amies, chaqu'un avec son nom*

*✍ A mes camarades de la section aquaculture année 2018*

 *Amel*

# LES KOI

## Dédicace

✧ A l'éternel, mon dieu, le tout puissant de m'avoir aidé à arriver au bout de mes études de master aquaculture, lui qui ma accompagné dès le début jusqu'au fin, il est mon ombre à ma main droit!

✧ A ma chère maman BELHADADJI Messaouda et mon très cher papa BEN ABDERRAHMANE Mohamed, prospère de m'avoir soutenue malgré les vicissitudes, et de m'avoir surtout instruit en m'orientant à faire ces études.

✧ A mon maitre FERHATI Hadda, pour ses encouragements voire l'encadrement spirituel et moral

✧ A mon Co-promoteur HAMIDATE Mohamed, pour ses aidés et leur encouragements

✧ A mon frère et mes sœurs et leurs maries : Khaled, Zohra, Selma, Mohamed, Ahlem, Kacem, Rahma, Abdelkader, Malika, Hadjira, Harzala, Djihad, Mohamed

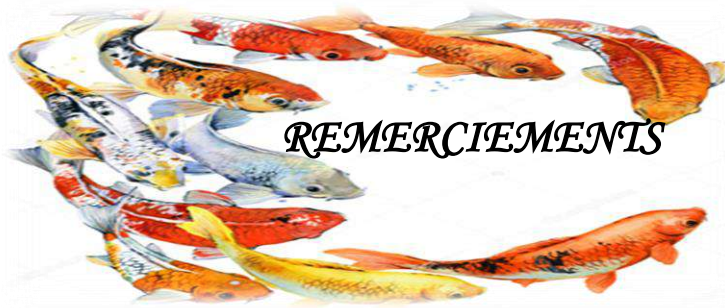
✧ A mes belles fils et filles : wahiba, Saliha, Nadjet, Omar Mehdi, Yahia, Abdelkader, issraa, Riad, Rym, Rami, Fatima, Ranim, Mohamed amine, Wassim, Tasnim.

✧ Amon binôme Amel.

✧ A tout mes Amis sans exception et tous les étudiants de ma promotion de master en Aquaculture « 2018 ».

✧ A tout les enseignants d'Université Kasdi Merbah Ouargla.

♥ Hassina



✍ Nos remerciements s'adressent en premier lieu à «الله» le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné le courage, la force et la patience d'accomplir ce modeste travail. Ainsi, de nous avoir permis de finaliser ce travail dans de meilleures conditions.

✍ Nos sincères remerciements s'adressent en seconde lieu à Madame **FERHATI. H** (M.A.A ; Département de S.N.V- U.K, M.O), qui nous a honoré d'être notre promotrice, et qui nous a fourni le sujet de ce mémoire. Grâce à son expérience elle nous a fait bénéficier de ces remarques pertinentes. Les observations apportées au manuscrit ont contribué à le rendre plus concis et explicite, Nous la remercions infiniment pour ses précieux conseils, sa bonne humeur et sa disponibilité toute au long de notre stage pratique.

✍ Nous souhaitons exprimer notre gratitude à Monsieur **DADDI BOUHOUN Mustapha**, Professeur à l'Université **KASDI-Merbah**, Ouargla ; pour l'intérêt qu'il a porté à notre recherche en acceptant de présider le jury de notre soutenance et de l'enrichir par leur proposition.

✍ Pour l'honneur qu'il nous a fait d'assurer la lecture et l'évaluation de ce travail, nous voudrions remercier infiniment l'examineur de ce mémoire, Monsieur **GUEZI Rabie**, MCB à l'Université **KASDI-Merbah**, Ouargla.

✍ *Nous respects et nous reconnaissances s'adressent particulièrement à Monsieur HAMMIDTE Mohamed, qui a accepté d'être notre Co-promoteur, nous le remercions, pour son aide dans la mise au point des modèles d'analyse et dans la réalisation des traitements de données. Sa compétence, sa rigueur et son perfectionnisme nous ont été d'un grand secours.*

✍ *Nos remerciements vont aussi à Madame Gurida Hadda, pour sa disponibilité, ses conseils, et son soutien moral*

✍ *Nous n'oublierons jamais de remercier Monsieur Bouzid, pour leur aide, et leur encouragement, ainsi que pour sa disponibilité toute au long de notre stage pratique*

✍ *Au terme de ce travail, nous tenons à remercier Monsieur ANNANE Rachid, directeur du CNRDPA (Centre National de la Recherche et du Développement de la pêche et de l'Aquaculture) pour nous avoir donné l'opportunité de réaliser cette expérience en mettant à notre disposition tout le matériel nécessaire. Nous lui sommes reconnaissante des perspectives qu'il nous a offertes.*

✍ *Nous associons à ses remerciements, l'ensemble des enseignants de la filière Hydrobiologie marine et continentale*

✍ *Nous remercions spécialement demoiselle BAOUIA Ouarda et tous nos collègues de deuxième année Master AQUACULTURE, qui ont achevé leurs mémoires de fin d'études sans oublier tous ceux qui ont contribué directement ou indirectement à l'aboutissement de ce travail*

✍ *En fin, nous adressant nos sincères sentiments de gratitude et de reconnaissances à toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.*



Liste Des Photos

N°	Titre	Page
1	Photo original de <i>Cyprinus Carpio Carpio</i>	5
2	Morphologie externe de la carpe koi <i>Cyprinus Carpio Carpio</i>	7
3	Annexe du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) de Hassi Ben Abdellah, Ouargla	10
4	L'espèce cible la carpe koï	12
5	Présentation de l'origine des géniteurs	
6	Dimorphisme sexuel de la carpe koi <i>Cyprinus Carpio Carpio</i> par la papille génitale des femelles (A) ; des mâles (B)	13
7	Aquarium de stabulation (A) ; l'aliment utilisé pour les géniteurs (B)	14
8	Photographie de l'Aquarium de suivi des géniteurs	15
9	La pompe à air	16
10	La pompe à eau	16
11	Photographie du Multi paramètre HI9828	16
12	Préparation d'un bain anesthésiant pour l'entreposage de la femelle et du mâle de la carpe koi <i>Cyprinus Carpio Carpio</i>	17
13	L'injection intramusculaire (A, B, C) ; A : la dose d'hormone, B : Dilution de la dose, C : l'injection intramusculaire	19
14	L'anesthésie et l'injection hormonale (A, B) ; A : L'anesthésié de poisson ; B : L'injection hormonale	19
15	La première dose d'injection et la deuxième (A, B) ; A : 1 <sup>ère</sup> injection 10% de la dose totale ; B : 2 <sup>ème</sup> injection 90% de la dose totale	20
16	Prélèvement des ovules (A, B) ; A : Ovules prélevé ; B : Ovules sur la loupe (grossissement 4X10)	21
17	Prélèvement de la laitance	21
18	La fécondation (A, B) ; A : La solution fécondante ; B : Le mélange	22
19	Elimination de l'adhésivité (A, B) ; A : Ajouté une boîte du lait dans 5 L d'eau ; B : Le mélange	23
20	Incubation des œufs de la carpe koï <i>Cyprinus Carpio Carpio</i> dans l'aquarium	24
21	La préparation d'Artémia (A, B, C, D, E) ; A : l'Artémia dans une solution salée, B: Hydratation des cystes, C : Décapsulation des cystes, D : Observation sous microscope Optika (G : 4x10), E : Des cystes prêtes pour l'alimentation	26
22	La culture des daphnies (A, B, C, D, E,) ; A : Raceways plein d'eau, B : Raceways plein de fumer, C : Raceways plein de daphnie, D : Daphnie sous microscope vivante, E : Daphnie morte sous microscope	27
23	Les œufs fécondés (A) ; les œufs non fécondés (B)	35
25	Développement des larves du carpe koï <i>Cyprinus Carpio Carpio</i>	38
26	Photo de la mesure de taille et la pesé de poids	42



**Liste des figures**

<b>N°</b>	<b>Titre</b>	<b>Page</b>
<b>01</b>	Représentation graphique des variations de la température enregistrée durant l'expérience pour le premier essai	29
<b>02</b>	Représentation graphique des variations de la température enregistrée durant l'expérience pour le deuxième essai	31
<b>03</b>	Représentation graphique des variations de la température enregistrée durant l'expérience pour le troisième essai	32
<b>04</b>	Représentation graphique des variations de la température enregistré durant l'expérience	39
<b>05</b>	Représentation graphique des variations de l'oxygène dissous enregistré durant l'expérience	40
<b>06</b>	Représentation graphique des variations du pH mesurés durant l'expérience	40
<b>07</b>	Variations des poids moyens des alevins durant l'alevinage	43



**Liste Des Tableaux**

<b>N°</b>	<b>Titre</b>	<b>Page</b>
	<b>d'espèce du poisson d'ornement carpe koï (<i>Cyprinus Carpio Carpio</i>)</b>	
<b>2</b>	Doses de l'injection hormonale et la taille et le poids des espèces de premier essai	18
<b>3</b>	Doses de l'injection hormonale, le poids et la taille des espèces de deuxième essai	19
<b>4</b>	Doses de l'injection hormonale, le poids et la taille des espèces de troisième essai	20
<b>5</b>	Réponse à la stimulation hormonale	33
<b>6</b>	Les différents stades du développement embryonnaire et son temps d'apparition.	36
<b>7</b>	La distribution d'aliment pendant 45 jours de suivi	42
<b>8</b>	Les mesures des tailles au cours de l'élevage	43
<b>9</b>	Les indices calculés	44





**Liste Des Tableaux Annexes 1**

<b>N°</b>	<b>Titre</b>	<b>Page</b>
2	Les mesures de température, pH et O <sub>2</sub> du mois d'avril	52
3	Les mesures de température, pH et O <sub>2</sub> du mois de mai	53
4	Les mesures de température, pH et O <sub>2</sub> du mois de juin	54
5	Température de l'eau d'élevage des géniteurs de <i>Cyprinus Carpio Carpio</i> du premier essai	55
6	Température de l'eau d'élevage des géniteurs de <i>Cyprinus Carpio Carpio</i> du deuxième essai	56
7	Température de l'eau d'élevage des géniteurs de <i>Cyprinus Carpio Carpio</i> du troisième essai	56
8	Les mesures des tailles et des poids des alevins durant l'expérience (45J)	58



**Liste des Figures Annexes 2**

<b>N°</b>	<b>Titre</b>	<b>Page</b>
<b>1</b>	Moyens de transport	58
<b>2</b>	Les bassins de séparation des mâles et femelles	59
<b>3</b>	Balances pour les mesures	59
<b>4</b>	Photo d'acclimatation du poisson	59
<b>5</b>	Epuisettes pour capture du poisson et tuyau de siphonage	60
<b>6</b>	Quelque produit utilisé durant l'expérience	60
<b>7</b>	L'utilisation d'hormone (A, B, C, D) ; A : La dose hormonale, B : La dilution, C : Mesure de taille, D : L'injection intramusculaire	60
<b>8</b>	Photo de la grande écloserie	62
<b>9</b>	Photo de la petite écloserie	62
<b>10</b>	Photo de la première salle (A) ; le deuxième laboratoire standard(B)	63
<b>11</b>	Photo de bloc administratif	63



---

<b>Sommaire</b>	Page
Introduction.....	1
<b>Généralités sur <i>Cyprinus Carpio Carpio</i></b>	
I. Généralités sur la carpe koi .....	5
I. 1. Historique .....	5
I. 2. Description de l'espèce <i>Cyprinus Carpio Carpio</i> .....	6
I. 3. Morphologie .....	6
I. 4. Systématique .....	8
I. 5. Ecologie .....	8
<b>Matériels et Méthodes d'études</b>	
II. Matériel et méthodes .....	10
II. 1. Matériels d'étude.....	10
II. 2. Matériel biologique .....	11
II. 3. Protocole expérimental .....	14
II. 4. Induction de ponte .....	17
II. 5. Prélèvement des gamètes .....	20
II. 6. Fécondation .....	21
II. 7. Elimination de l'adhésivité .....	22
II. 8. Incubation .....	23
II. 9. Éclosion .....	24
II. 10. Alevinage .....	24
II. 11. Paramètres zootechniques et indices calculés.....	27
<b>Résultats et Discussions</b>	
III. Résultats .....	29
Conclusion.....	44
Annexes.....	45
Références Bibliographiques.....	

---

The image features two koi fish, one above the other, enclosed within a diamond-shaped frame composed of multiple concentric white lines. The fish are rendered in a painterly style with vibrant orange, red, and black markings. The word "Introduction" is centered over the fish in a black, serif font with a slight shadow effect.

# Introduction



### **Introduction**

L'aquariophilie est un domaine à découvrir, puisqu'il satisfait multiples intérêts, puisque la curiosité des passionnés autant que des néophytes et il est le seul domaine animal à la portée de chacun. Un aquarium est facile à entretenir, ne cause aucune allergie et requiert peu de temps contrairement à tout autre type d'animal. Par la diversité de poissons disponibles au grand public, tout aquariophile peut recréer une partie de la nature chez soi. Bien que la plupart des poissons aient des besoins similaires, nous recommandons de tenir compte des besoins spécifiques reliés à l'environnement naturel (Biotope) de chacun. Afin de recréer un environnement sain, plusieurs principes et produits de base sont nécessaires pour nos poissons. **(SHERBROOKE, 2010).**

Les poissons d'ornement sont des petites poissons aux formes originales et colorés, vendus vivants dans le commerce. Dans le but de servir d'animaux de compagnie et de décoration vivants dans des aquariums décoratifs. Les espèces de poissons d'ornement les plus populaires sont : le poisson rouge, le scalaire, le discus, le néon, le guppy, le gourami et le combattant de siam. **(DICK et TULLOCK, 2002).**

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

Selon **PASCAL et al., 2006**, l'élevage s'est largement développé à travers toute l'Europe et la pisciculture extensive est apparue au X<sup>ème</sup> siècle, avec l'émergence du christianisme. La production de carpe permettait surtout d'approvisionner la seule nourriture animale autorisée à la consommation pendant les 100 jours annuels d'abstinence imposée par le christianisme. En France, les premières mentions datent de 1258, date à laquelle la carpe était déjà commune en France. Les grandes zones d'aquaculture sont situées dans le Centre de la France (Sologne, Limousin, Brenne, Dombes) et la production française varie entre 4 et 5 000 tonnes par an, dont près de la moitié est destinée au repeuplement.

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



également été introduite intentionnellement sur l'île de la Réunion en 1880 et en Nouvelle-Calédonie en 1950 (**UICN France**).

Comme beaucoup d'autres pays du monde, l'Algérie a été concernée par la politique des introductions de nouvelles espèces de poissons. Le but principal des introductions était l'aquaculture (carpe, tilapia...) ; certaines introductions avaient aussi pour but l'occupation de niches écologiques vacantes, l'empoissonnement de plans d'eau dépourvus de poissons (cas des barrages, retenues collinaires). Dans le lac Oubeira, l'introduction de la carpe chinoise, en plus de l'apparition de problèmes de pathologie (Meddour, 1988) a entraîné l'élimination d'une grande partie de la végétation aquatique et la réduction des populations autochtones et le gibier d'eau (Maitland et Crivelli, 1996).

L'introduction de la Carpe commune dans les hydro-systèmes à cause de nombreux impacts. Sa surabondance dans les milieux lenticules a des impacts sur les communautés (**KEITH et al., 2011 ; RICHIER et BROYER, 2014**).

C'est au Moyen-âge que la Carpe est officiellement introduite en France. Les cours d'eau et les étangs sont colonisés. La résistance et la reproduction aisée de ce poisson attirent les moines qui se consacrent à son élevage. Au seizième siècle la cypriniculture extensive s'étend à l'Allemagne et s'exporte en Angleterre en 1514 et au Danemark en 1560. (**SYLVAIN, PHILIPPE, 2003**).

C'est après de nombreuses migrations que la Carpe commune s'est implantée en Europe. Originaire d'Asie, la Carpe a traversé l'Orient pour venir coloniser les eaux russes du Danube, eaux froides et oxygénées dans lesquelles elle s'est épanouie et reproduite (**BALON 1969**). Dans l'antiquité, le commerce des carpes sauvages du Danube a rapidement conduit à leur implantation en Europe occidentale. Selon cet auteur, les poissons sont généralement caractérisés par une activité de reproduction saisonnière qui est différente d'une espèce à l'autre en fonction de la capacité d'adaptation aux conditions environnementales et des facteurs de stimulation. Cette activité est contrôlée par des systèmes neuroendocriniens et endocriniens, le cycle reproducteur comprend principalement deux phases, la gamétogenèse et la période du frai (**BILLARD et BRETON, 1981**). La fertilisation est une étape essentielle dans la reproduction sexuelle pour l'arrivée des nouveaux individus, c'est un processus fondamental nécessitant la fusion entre les deux gamètes, mâles et femelles (**DARSZON et al., 1999**).



## ***Introduction***

---

D'après **BILLARD et BRETON, 1981**), il existe plusieurs saisons de reproduction en fonction des poissons ; les salmonidés (truite, saumons...) se reproduisent en automne -hiver pendant que les jours sont courts (8 heures Lumière, 16 heures Noir) avec une température de l'eau qui varie entre 5 et 6°C, le brochet, la perche et l'ombre se reproduisent en période post-hivernale; (10-12 L et une température de 8-9°C). Le barbeau se reproduit en période printanière (14,5 L, 9,5 Net 14-16°C) et la carpe commune en été (16,5L et 7,5 N à 20°C). Certaines espèces sous des conditions favorables peuvent se reproduire sur toute l'année, c'est le cas du Guppy (*Poecilia reticulata*), sous 27°C et une photopériode de 12L et 12N.

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

Généralement, les cyprinidés tel que le barbeau produisent des petits œufs de 1-2mm dont l'éclosion est rapide (2-4 jours), avec des larves de petite taille (4-7mm) avec une incubation de 3-4 jours à 20°C (**PONCIN, 1996**). Selon (**BRIEN 1966**), la reproduction est une manifestation fondamentale de l'être vivant. Elle est l'expression et la conséquence de sa croissance. Les carpes se reproduisent à partir d'Avril dans les pays chauds, jusqu'au Août, lorsque la température de l'eau dépasse 20°C (**NICOLAS, 1992**).

L'âge de la première maturité sexuelle est de 02 ans pour les mâles et 03 ans pour les femelles (moins en région tempérée chaude et tropicale, soit respectivement 01 an et 2 ans) (**BRUSLE, 2001**).

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

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

La reproduction naturelle donc les poissons mâles et les poissons femelles sont placés ensemble dans une zone de ponte, par exemple un petit étang ou un enclos où ils pondent naturellement (**FAO, 2003**).



## ***Introduction***

---

Pour la reproduction artificielle la première approche dans le domaine de l'exploitation de la reproduction des poissons a commencé au sixième siècle, elle consistait à récupérer des alevins dans les milieux naturels. Cependant, le contrôle de la reproduction artificielle n'a réellement commencé qu'en 1956, où des recherches sur la reproduction et la biologie des gamètes sont commencées (**BILLARD et LINHART, 1995**). Actuellement les techniques de biotechnologie animale appliquées à la reproduction ont tellement évolué, qu'aujourd'hui quasiment toutes les espèces peuvent être reproduites artificiellement. Ceci a été rendu possible par une meilleure maîtrise des aspects relatifs au sperme, aux ovocytes, aux techniques d'insémination et à l'usage des traitements hormonaux.

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

Notre étude est la première tentative au niveau de la station (CNRDPA) d'Ouargla. Cette étude a pour objectif :

- ✓ La réalisation de la reproduction artificielle d'un des poissons d'ornements, qui est la carpe koï (*Cyprinus Carpio Carpio*), par l'injection de l'hormone « Ovaprim ».
- ✓ L'utilisation de l'alimentation naturelle, par des proies vivantes : Artémia et Daphnie

Notre mémoire contient trois (03) parties :

- ❖ Généralité sur les *Cyprinus Carpio Carpio* ;
- ❖ Matériel et méthodes ;
- ❖ Résultats et discussion.





**Généralités sur**

*Cyprinus  
Carpio Carpio*



## **I. Généralités sur la carpe koï**

### **I. 1. Historique**

Le terme koï a été mentionné pour la première fois dans les années 500 avant **Jésus-Christ**. Il désignait une carpe sauvage offerte par le roi **Shoko** de **Ro** à la naissance de fils aîné du philosophe chinois Confucius (**HICKLING, 2003**). **AXELROD 1973**, révèle que la carpe koi semble être une variante ornementale de la carpe commune de l'Est Asiatique qui a été pris au Japon en provenance de Chine, et qui a été élevée pour motifs de coloration. Cependant son élevage en Chine était pour la consommation. Selon **BREWSTER 2004**, le marché de la carpe koi s'est considérablement développé après la seconde guerre mondiale. Maintenant, de nombreux pays assurent la production de carpes ornementales, mais la qualité des koi élevées au Japon surpasse néanmoins toute concurrence.

Les premières carpes ornementales apparurent vers l'an mille. L'élevage des koïs resta le privilège de la noblesse jusqu'à la fin du XVI siècle. Ce n'est que vers 1912 que les nouvelles espèces apparurent. Après la deuxième guerre mondiale les koïs furent introduits en Europe.

Cette espèce a été introduite au Japon vers l'an 200. Elle peut vivre jusqu'à 20 ans et atteindre la taille de 60 cm précisément dans les grands bassins. Elle ressemble beaucoup aux poissons rouges sauf qu'elle a un ventre plus plat et une paire de barbillons au niveau de la lèvre supérieure. Sa forme d'origine est celle de la carpe Magoï de Chine. Parmi les variétés de carpe, le koï (*Cyprinus Carpio Carpio*) de l'Asie orientale n'avait pas de colorations et (**Fig. 1**) ([www.Les Koïs japonais.com/Pdf](http://www.Les Koïs japonais.com/Pdf)).



**Photo n° 01:** Photo originale de *Cyprinus Carpio Carpio* ([www.bfmtv.com](http://www.bfmtv.com))



## **I. 2. Description de l'espèce *Cyprinus Carpio Carpio***

La carpe koï est un poisson ornemental asiatique, élevé en Chine, en Corée, au Japon et au Vietnam. Vivant dans les rizières, ce poisson est le fruit de croisements entre des individus de l'espèce de Carpe commune « *Cyprinus Carpio* ».

Cette carpe est définie comme étant de la sous-espèce *Cyprinus Carpio Carpio*. La carpe koï peut aboutir diverses couleurs : rouge, blanc, jaune, noir, etc. Certaines variétés colorées sont très appréciées par les collectionneurs ([www.truffaut.com/Pdf](http://www.truffaut.com/Pdf)).

La carpe est facilement reconnaissable à son corps massif et sa bouche protractile (qui peut se déplier), munie de 4 barbillons sensoriels. Sa robe est composée de grandes écailles visibles à l'œil nu, surmontées d'une ligne latérale bien apparente. La nageoire dorsale des « mémères » est pourvue d'un rayon denté. En moyenne entre 5 et 20 kilos, record du monde 37 kilos pour 1,5 m. A noter que la carpe peut vivre jusqu'à 50 ans ([www.encyclo.fish.com/pdf](http://www.encyclo.fish.com/pdf)).

Les carpes koïs sont omnivores à tendance herbivore, ce qui explique leur caractère pacifique et grégaire. Elles restent souvent regroupées en bancs et effectuent ensemble des allers-retours entre leurs lieux de repos et d'alimentation ([www.truffaut.com/Pdf](http://www.truffaut.com/Pdf)).

Les koïs affectionnent les fonds sablonneux ou vaseux dans lesquels elles cherchent de la nourriture à l'aide de leurs deux paires de barbillons ([www.encyclo.fish.com/pdf](http://www.encyclo.fish.com/pdf)).

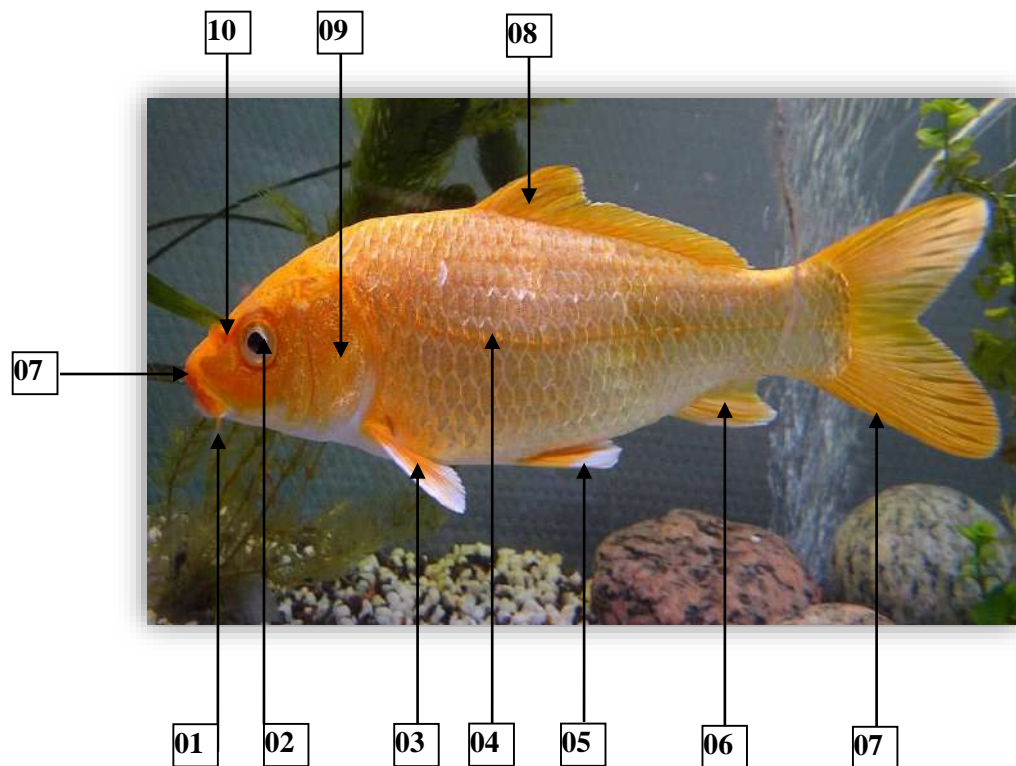
Les carpes koïs ne peuvent être maintenues qu'en extérieur, dans des bassins aménagés ou des étangs. Elles sont incapables de survivre en aquarium, mais il faut compter au minimum un mètre cube d'eau pour une carpe koï adulte ([fr.wikipedia.org/wiki/Cyprinus\\_Carpio/Pdf](http://fr.wikipedia.org/wiki/Cyprinus_Carpio/Pdf)).

## **I. 3. Morphologie**

### **I. 3. 1 Morphologie externe**

La carpe koi possède un corps massif, moyennement élevé (beaucoup plus élevé dans les formes domestiques que chez les individus sauvages), en forme de torpille et légèrement comprimé latéralement (**Fig.2**), la bouche est terminale et protractile munie de quatre (04) barbillons sensoriels (02 longs et 02 courts à la lèvre supérieure). Les écailles sont cycloïdes solidement implantées recouvrant tout le corps saufs la tête, et la ligne latérale est bien évidente.

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



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

**Photo n° 02** : Morphologie externe de la carpe koi *Cyprinus Carpio Carpio*  
(Pxhere.com)

### II. 3. 2. Morphologie interne

La carpe ne possède pas d'estomac. L'intestin, le plus souvent long avec plusieurs anses intestinales faisant des boucles complexes, intervient alors dans la phase finale de la digestion et assure l'absorption des nutriments. Plus l'espèce est carnivore, plus l'intestin est court. En effet, le rapport l'intestin/l'animal est un indicateur du régime alimentaire des poissons (BILLARD, 1995).



**I. 4. Systématique Selon (LINNAEUS, 1958)** L'espèce *Cyprinus carpio* est un poisson téléostéen appartenant à la famille de Cyprinidae. Cette dernière compte plus de 2000 espèces avec approximativement 340 genres (Rafael et Doadrio, 1998).

<b>Règne :</b>	Animalia
<b>Embranchement :</b>	Chordata
<b>Sous-embranchement :</b>	Gnathostomata
<b>Super- classe :</b>	Osteichtyens
<b>Classe :</b>	Actinoptérygiens
<b>Sous classe :</b>	Neoptérygii
<b>Super- ordre :</b>	Téléostei
<b>Ordre :</b>	Cypriniformes
<b>Super- famille :</b>	Cyprinoidea
<b>Famille :</b>	Cyprinidae
<b>Genre :</b>	<i>Cyprinus</i>
<b>Espèce :</b>	<i>Cyprinus Carpio</i>
<b>Sous-espèce :</b>	<i>Cyprinus</i> <i>Carpio</i> <i>Carpio</i>

## **I. 5. Ecologie**

### **I. 5. 1. Habitat**

Poisson à maintenir en bassin extérieur. Les conditions idéales de l'eau du bassin :

- ✓ pH 7.0 à 8.0.
- ✓ Température : 4-28° C.

Animal grégaire, qui préfèrent vivre en petits groupes et cohabitent parfaitement avec des poissons rouges. L'hiver, quand la température descend en dessous de 6° C, cet poisson cesse de se nourrir, dont il devient inactive, il se cachant dans la vase pour se protéger du froid et entre ainsi en semi- hibernation ([www.Les Koïs japonais.com/Pdf](http://www.Les Koïs japonais.com/Pdf)).

### **I. 5. 2. Répartition géographique**

Les cyprinidés sont largement représentés en Amérique du Nord Eurasie et Afrique, mais sont naturellement absent en Amérique du Sud, Madagascar Australie ou tout fois l'homme a introduit quelque espèces dont la carpe commune ; leur élevage est pratique dans tous les continents (**BILLARD, 1995**).



La *Cyprinus Carpio* est une espèce de la famille des cyprinidés, cette Carpe est appelée Carpe commune sous sa forme sauvage et carpe cuir, carpe miroir ou encore carpe koï pour les formes d'élevage. C'est le plus volumineux représentant de sa famille. Ce poisson est de taille moyenne et vit dans les eaux douces en Europe, en Asie, en Extrême-Orient et en Amérique du Nord. Originaire de la Chine, où elle était déjà élevée, elle a été introduite en Europe à l'époque des Romains. Mais des fossiles ont été retrouvés dans l'ancien lit de la Seine. Elle avait aussi été introduite en Australie dans des rivières du Sud-est mais elle est considérée, là-bas, comme un prédateur redoutable et nuisible pour les espèces indigènes, et elle est en cours d'éradication ([fr.wikipedia.org/wiki/Cyprinus\\_Carpio/Pdf](http://fr.wikipedia.org/wiki/Cyprinus_Carpio/Pdf)).

### **I. 5. 3. Régime alimentaire**

Selon **BRUSLE 2001**, la carpe est un poisson omnivore à forte tendance carnivore. Elle possède un large spectre alimentaires avec une préférence pour la nourriture benthique végétale (algues *Chlorophycées*, et *Cyanophycées*, des graines de plantes aquatiques) ou animale (*Crustacés ostracodes*, *Mollusques* : escargots, mollusques, limnées..., vers oligochètes *Tubifex*, larves et pulpes d'insectes, en particulier *Chironomides* mais aussi *Trichoptères* et *Ephéméroptères*).

La part peu importante des plantes aquatique dans le régime s'explique par le manque de dents permettant leur incision et par un déficit en enzymes digestives.

L'activité alimentaire de la carpe est dominante au début et à la fin de la journée et la nuit. Son activité trophique est très élevée durant l'été et supporte bien ces longues périodes de jeune (**BRUSLE, 2001**). La carpe cesse de se nourrir à des températures inférieures 5C°, mais continue à s'alimenter faiblement même si le plan d'eau est gelé en surface (**BILLARD, 1995**).



**Matériel et méthodes**



## II. Matériel et méthodes

### II. 1. Matériels d'étude

#### II.1. 1. Présentation de la station d'étude

La réalisation de cette étude a été faite au niveau de l'Annexe du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) (**Fig. 3**) ; appelé également station de développement de l'aquaculture saharienne (SDAS) pendant une période de 4 mois. Cette annexe se situe dans la Daïra de Sidi Khouiled, Commune de Hassi Ben Abdallah, à 30 km de la wilaya de Ouargla qui a été créée en octobre 2005 sur une surface totale de 9119 m<sup>2</sup> et dirigée par un ensemble d'ingénieurs en aquaculture.



Cette infrastructure assure plusieurs activités sont le suivie d'élevage du tilapia et le poisson chat, ainsi que la culture de la spiruline et la fabrication d'aliments.

Notre étude est la première tentative au niveau de ce centre de recherche, qui sert à la réalisation de la reproduction artificielle des poissons d'ornements en générale, et avec précision, notre espèce étudiée : la carpe koï (*Cyprinus Carpio Carpio*).



**Photo n°03** : Annexe du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) de Hassi Ben Abdallah, Ouargla.








## II. 2. Matériel biologique :

### III. 2. 1. Présentation de l'espèce cible:

L'espèce étudiée c'est la carpe koi (*Cyprinus Carpio Carpio*) et leurs synonymes sont :

-  **Carpe miroir** : Avec quelques écailles ;
-  **Carpe cuir** : sans écailles ;
-  **Carpe koi** : Bariolée

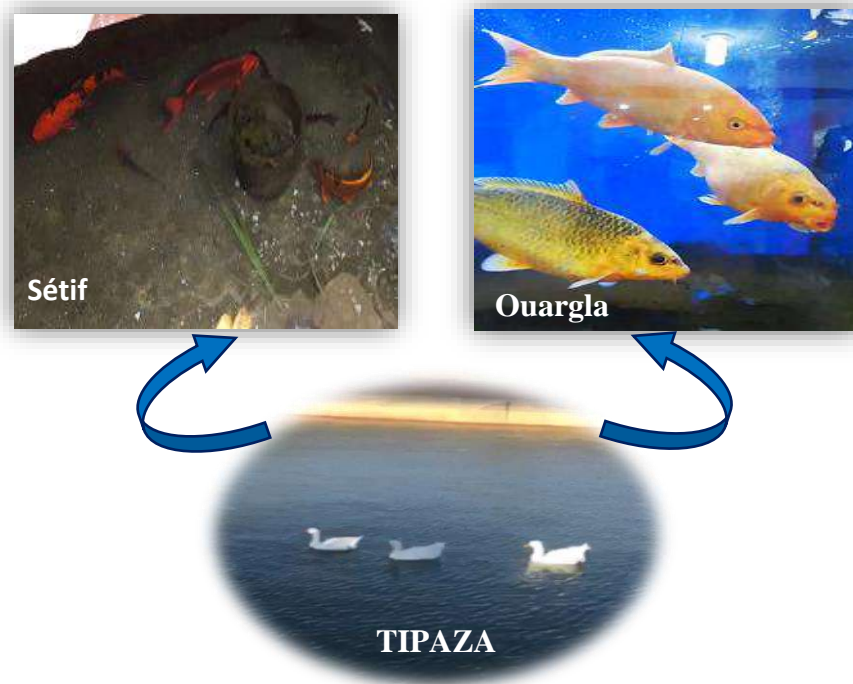


**Photo n°04 : L'espèce cible la carpe koi**

## II. 2. 2. Origine et sélection des géniteurs

### II. 2. 2. 1. Origine des géniteurs

Nous avons utilisé sept (07) femelles et cinq (05) mâles de *Cyprinus Carpio Carpio* qui ont été achetés de l'exploitation agricole de monsieur BEN BARKA Nouredine de Fouka Marine, wilaya de Tipaza, monsieur LAAMMARA El Cherif de AIN EL HADJER, wilaya SETIF et monsieur Rafik de wilaya de OUARGLA (**Photo. 05**).



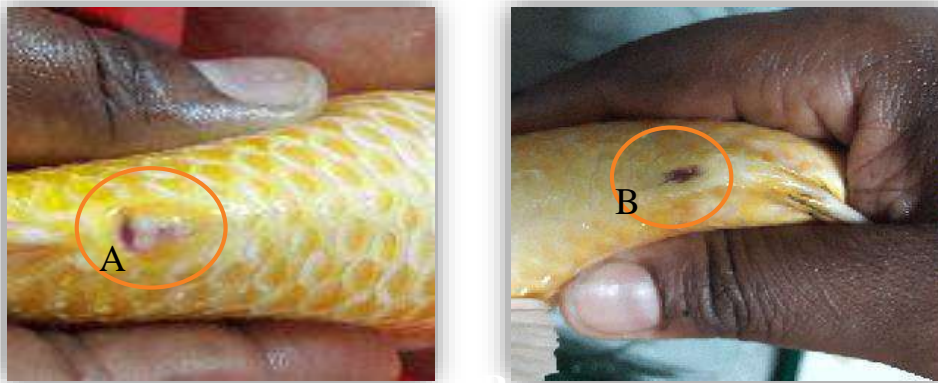
**Photo n°05** : Présentation du milieu l'origine des géniteurs

### **II. 2 .2 .2. Sélection des géniteurs**

La sélection des géniteurs était basée sur le poids et l'âge corporel pour les deux sexes, le ballonnement du ventre mou chez les femelles et le développement de la papille urogénitale chez les mâles. Des fois, il suffit de prendre les plus gros, ce qui signifie très souvent que leurs testicules sont bien développées et pleines de sperme laitance (**MICHA, 1976**).

On signale que le processus de sélection des géniteurs est d'une importance particulière en ce qui concerne les femelles dont la maturité doit être vérifiée soigneusement pour assurer le succès de la propagation artificielle ( **WOYNAROVILH et HORVATH, 1981**).

L'examen du caractère distinctif du dimorphisme sexuel chez *Cyprinus Carpio Carpio* à travers la papille génitale ; nous a permis de distinguer aisément les mâles (**Photo. 06 A**) des femelles (**Photo. 06 B**). Il existe un net dimorphisme sexuel des papilles génitales qui sont en protubérantes et arrondies chez les femelles et en forme de fer de lance chez les mâles (**GILLES et al., 2001**).

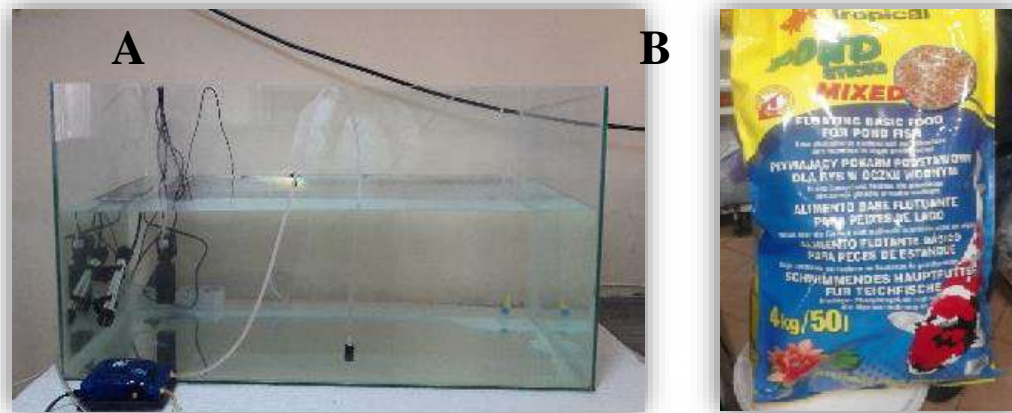


**Photo n°06** : Dimorphisme sexuel de carpe koi *Cyprinus Carpio Carpio* par la papille génitale des femelles (A) et des mâles (B).

### **II. 2. 2. 3. Adaptation des géniteurs**

Après un mois et demi de l'arrivée des géniteurs du carpe koi *Cyprinus Carpio Carpio* échantillonné de la ferme monsieur BEN BARKA Noureddine de Fouka Marine, wilaya de Tipaza, monsieur LAAMMARA El Cherif de AIN EL HADJER, wilaya SETIF et monsieur Rafik de wilaya de OUARGLA AIN EL HADJER au laboratoire de C.N.R.D.P.A de OUARGLA du 03 mars 2019 au 21 avril 2019), les géniteurs ont été séparés et maintenues dans quatre (04) aquarium rectangulaire pour la stabulation avant les opérations (**Photo. 07. A**) ; pour éviter le comportement agressif des géniteurs (**GILLES et al., 2001**).

L'alimentation des géniteurs est assurée par un aliment granulé importé appelé POND MIXED (**Photo. 07. B**), à raison de 2 fois par jour, avec un taux de nourrissage de 3 % du poids individuel. Alors que, La température de l'eau doit être maintenue constante à 18°C à 24°C (**GRAIG, 2004**) et le taux d'oxygène dissous doit être 6mg/l (**SANDRA et STEINLE, 1999**).



**Photo n°07 :** Aquarium de stabulation (A), et l'aliment utilisé pour les géniteurs (B).

**II.3. Protocole expérimental**

**II.3.1. Matériel utilisé**

Le matériel utilisé dans notre expérience est résumé dans le tableau suivant avec l'explication du rôle de chaque outil.

**Tableau n° 01 :** Le matériel utilisé dans l'induction de ponte, l'éclosion et l'alevinage du poisson d'ornement carpe koï (*Cyprinus Carpio Carpio*).

Matériel utilisé pour la mise en marche de l'aquarium	Le rôle du matériel pour la Stabulation des géniteurs et Suivi de l'alevinage
Pompe à air (diffuseurs d'oxygène)	Aération
Pompe à eau	Pour le recyclage d'eau
Filtre à eau	Pour la filtration d'eau d'aquarium
Résistance électrique	Assurer le réchauffement de l'eau (Aquariums)
La rampe	Pour assurer l'éclairage des aquariums
Multi-paramètre	Mesurer les paramètres physico-chimiques
Tamis de 0,4 µm	Sélection et incubation des œufs
Ovaprim	Hormone d'induction de ponte
Tamis (4, 6 et 8 mm)	Séparation des alevins
Balances de précision	Mesurer le poids des poissons et l'aliment
La loupe	Observation (œufs, larve et l'eau)
Seringues jetables de 05ml	Injecter l'hormone
Salabre	Capturer des poissons



Raceways	Stockage des jeunes poissons
Serviette	Pour le séchage du poisson avant la manipulation
Tamis de 0.01 $\mu$ m	Pour le rinçage des œufs d'artémia
Tamis	Pour l'incubation des œufs
Epuisette	Pour le capteur de poisson et la daphnie
Les récipients	Pour le mélange des œufs et laitance
Table	Pour la manipulation
La plume	Pour le mélange
Urée	L'utilisation dans la solution fécondante
L'eau physiologique	Pour la dilution
Le girofle	Pour l'anesthésiée

### II. 3. 1. 1. Aquarium

Pour le suivi des géniteurs, nous avons utilisés trois aquariums, des mêmes dimensions. Ils mesurent alors, 80 cm de longueur, 40 cm de hauteur et 45 cm de largeur. Chaque aquarium été équipé d'un filtre à eau, d'un diffuseur d'oxygène, et d'une résistance électrique à thermostat pour chauffer l'eau. Ainsi qu'un thermomètre fixé au bord de l'aquarium pour le suivi des variations de la température (**Photo. 08**).



**Photo n°08** : Photographie de l'Aquarium de suivi des géniteurs



### II. 3. 1. 2. Pompe à air et pompe à eau

Les pompes à air, avec lesquelles nous avons branché des tuyaux en plastique d'un diamètre de cinq millimètre (5mm) qui servent à transporter l'air jusqu'aux diffuseurs placés dans les aquariums (**Photo. 09**). La pompe à eau est d'une capacité de pompage de 2800L/h. (**Photo. 10**).



**Photo n°09** la pompe à air



**Photo n° 10** : la pompe à eau

### II.3.1.3. Multi paramètre

Pour le suivi des variations des paramètres physico- chimiques ( $O_2$  et pH), durant toute la période de suivi, nous avons utilisé le multi paramètre, présenté dans la Photo n°11.



**Photo n° 11** : Photographie de Multi paramètre HI9828



## II. 4. Induction de ponte

### II. 4.1. Préparation des géniteurs

A l'aide d'un salubre de différent couleur, nous avons capturés la femelle et le mâle dans l'aquarium de conditionnement dont il a resté 48 heures. Ensuite, les géniteurs ont été déposé dans des cuves, qui contiennent de l'eau mélangé par une quantité de girofle en poudre, pendant **03** minutes pour anesthésier les poissons, toute en respectant la concentration de **0.2 g** de girofle dans **1 L** d'eau (**Photo. 12**).





**Photo n°12:** Préparation d'un bain anesthésiant pour l'entreposage de la femelle et du mâle de la carpe koi *Cyprinus Carpio Carpio*.


### II. 4. 2. Injection des géniteurs

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

D'après (**BILLARD ,1995**), pour faciliter le travail, il est préférable de programmer l'injection de la façon suivante :

-  Pour les femelles : Deux injections intra musculaire, ont été réalisé. Le premier contenant **10%** de la dose total, et le deuxième contenant **90%** après 10h de la première injection.
-  Pour les mâles : Nous avons effectué une seule injection qui coïncide avec la deuxième injection de la femelle



 La dose totale d'hormone utilisée diffère en fonction du poids vif du poisson quelque soit le sexe (**KARAMI et al., 2011**).



**La dose de l'hormone (Ovaprim) = poids de la femelle (g) x 0,5/1000**



**La dose de l'hormone (Ovaprim) = poids du mâle (g) x 0,25/1000**

#### II. 4. 2. A. Le premier essai

Le **01/05/2019**, par l'utilisation d'une seule injection intramusculaire par l'intervalle de cinq minutes pour la femelle et le male par une hormone qui porte le nom commercial 'Ovaprim'; en utilisant une seringue 5 ml de capacité et une serpillière humide sur les yeux et la tête du poisson afin de maintenir la femelle calme pendant l'opération. Les géniteurs sont replacés dans un aquarium bien oxygéné. Le délai d'action de l'hormone est en fonction de la température moyenne de l'eau (**HORVATH, 1978 ; GILLES 2001 ; RUKERA TABARO et al., 2005**).

Durant la période de conditionnement aucune alimentation n'a été fournie aux poissons (**DUCARME et MICHA, 2003**), ainsi pour qu'il n'y ait moins de contamination des gamètes lors du stripping par l'accumulation de déchets dans l'aquarium.

**Tableau n°02** : Doses de l'injection hormonale et la taille et le poids des espèces de premier essai.

L'espèce	Mâle 01	Mâle 02	Femelle 01	Femelle 02	Femelle 03
<b>Le Poids (g)</b>	240	284	262	356	239
<b>La taille (cm)</b>	25	25.5	26	27	26
<b>La dose totale (ml)</b>	0.06	0.071	0.13	0.178	0.12








**Photo n°13:** L'injection intramusculaire (A, B, C) ; A : la dose d'hormone, B : Dilution de la dose, C : l'injection intramusculaire

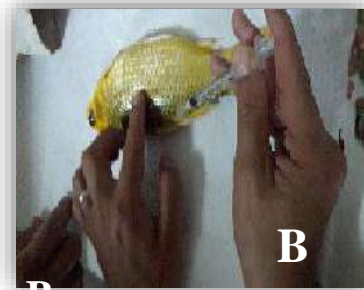
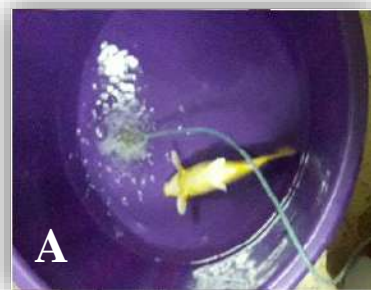
#### II.4.2. B. Deuxième essai

Le **09/05/2019**, par une seule injection pour les deux espèces. L'opération pour chaque espèce duré au maximum cinq minutes.

**Tableau n° 03 :** Doses de l'injection hormonale, le poids et la taille des espèces de deuxième essai.

L'espèce	Mâle 01	Mâle 02	Femelle 01	Femelle 02
<b>Le Poids (g)</b>	139.2	185.4	267.9	231
<b>La taille (cm)</b>	23	23.5	26	28
<b>La dose totale (ml)</b>	0.0348	0.04635	0.13395	0.1155

 **Remarque :** une troisième femelle et prévue pour l'injection hormonal, malheureusement a subit la mortalité accidentelle.



**Photo n° 14 :** L'anesthésie et l'injection hormonale (A, B) ; A : L'anesthésié de poisson et B : L'injection hormonale

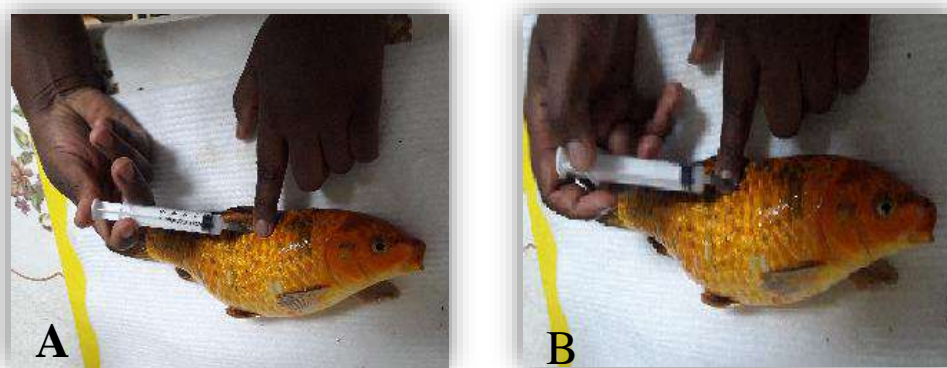
#### II.4.2.C . Le troisième essai

Le **13/05/2019** avec l'utilisation de deux injections la première injection est de **10%** de la dose totale pour les femelles. La deuxième dose de l'injection est de **90%** après **10h** de l'injection des femelles à température constante de **24C°** qui coïncide avec la l'injection des mâles, les doses de l'injection sont présenté sur le **tableau (04)**.



**Tableau n° 04 :** Doses de l'injection hormonale, le poids et la taille des espèces de troisième essai.

L'espèce	Femelle 01	Femelle 02	Mâle 01
<b>Le Poids (g)</b>	537.2	449.9	330.7
<b>La taille (cm)</b>	29	31.2	29
<b>La dose totale (ml)</b>	0.27	0.225	0.082675
<b>1<sup>ère</sup> injection (10%)</b>	0.027	0.0225	Une seule injection
<b>2<sup>ème</sup> injection (90%)</b>	0.243	0.2025	

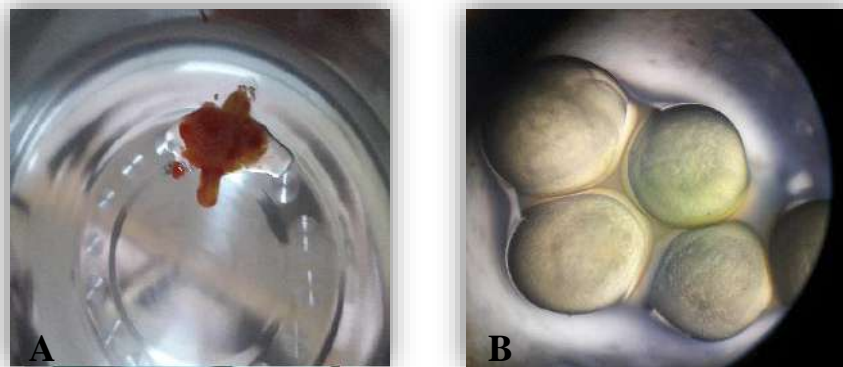


**Photo n° 15 :** La première dose d'injection et la deuxième (A, B) ; A : 1<sup>ère</sup> injection 10% de la dose totale ; B : 2<sup>ème</sup> injection 90% de la dose totale.

## II. 5. Prélèvement des gamètes

### II. 5. 1. Prélèvement des ovules

Pour cela, on a suivi la méthode (d'**HUET, 1970**). Les femelles ont été capturés et anesthésiés puis séchés avec des serviettes et maintenues dans les mains de l'opérateur en position inclinée, la tête vers le haut, le ventre vers le récipient et on masse doucement le bas des flancs de la femelle en descendant de la région antérieure du tronc jusqu'à l'orifice génital. La pression se répète plusieurs fois afin de d'extraire le maximum d'ovules. Les ovules récupérés sont recueillis dans un récipient sec en matière inox. (**Photo. 16**)



**Photo n°16** : Prélèvement des ovules (A, B) ;A :Ovules prélevé ;t B :Ovules sur la loupe (G:4X10)

### **II. 5.2. Prélèvement de la laitance**

La laitance des mâles est récupérée de la même façon que celle des femelles, et mise dans le même récipient que les ovules (**Photo. 17**).

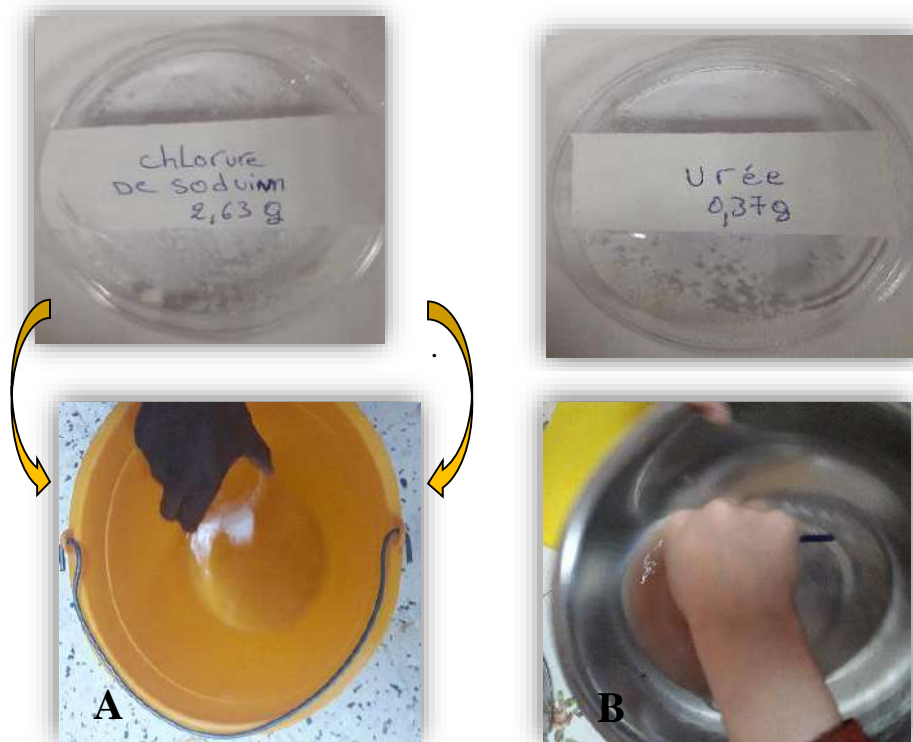


**Photo n°17** : Prélèvement de la laitance

### **II. 6. Fécondation**

Après le mélange des ovules et de la laitance avec une plume désinfecté par le formol à 4% pendant une minute, nous avons ajouté ensuite une solution fécondante (2.63g de Na Cl et 0.37g d'urée diluée dans 1 L d'eau) d'après la méthode de **BILLARD, 1995**.

La solution fécondante a pour le rôle de créer un gradient de concentration permettant l'ouverture des pores des œufs, ainsi que la pénétration des spermatozoïdes, et ceci grâce au sel urée quant à lui joue le rôle d'un anti inflammatoire (**WOYNAROVICH, 1991**). Après 5 minutes de mélange nous avons vidé entièrement la solution fécondante, ensuite nous avons rincé les œufs avec l'eau (**Photo.18**).



**Photo n°18** : La fécondation (A, B) ; A : La solution fécondante ; B : Le mélange

## **II. 7. Elimination de l'adhésivité**

Cette étape est très importante pour éviter le colmatage des œufs durant l'incubation, car les œufs de la carpe koi (*Cyprinus Carpio Carpio*) deviennent très adhérents lorsqu'ils sont en contact avec l'eau

Leur colmatage empêche l'éclosion des œufs et provoque la fixation et l'évolution de certains germes pathogènes, et par conséquent un faible taux d'éclosion. (DAHMANI ; HADJ AISSA, 2015).

Pour éliminer l'adhésivité, nous avons mélangé les œufs fécondés avec du lait pasteurisé, puis nous avons dilué au **1/5<sup>ème</sup>** avec de l'eau. Le mélange se fait délicatement dans un récipient pendant 45min, en utilisant une plume bien désinfectée. Ensuite nous avons renouvelé le lait tout les **15 min**. Après avoir passé à l'incubation nous avons rincé les œufs avec l'eau (Photo. 19).



**Photo n°19** : Elimination de l'adhésivité (A, B) ; A : Ajouté une boîte du lait dans 5 L d'eau et B : Le mélange

## II. 8. Incubation

Les œufs sont récupérés pour être placés dans un tamis au niveau d'un aquarium d'incubation de **100 L** soit **8.7 g** durant **72 heures** à une température comprise entre **22-24 °C**, sous un débit de renouvellement d'eau de **1 litres/minute**. Durant l'incubation, il faut surveiller régulièrement la qualité des œufs (retirer les œufs blancs) par siphonage de tamis et le fond d'aquarium (**Photo. 20**).

Nous avons compté dans **1 g** d'œuf après **72 h** d'incubation, les œufs fécondés (vert) et non fécondés (blanche) en visualisant les œufs à l'œil nu pour calculer le taux de la fécondation selon la formule suivante :

$$\text{Taux de fécondation (\%)} = \frac{\text{Nombre d'oeufs fécondés}}{\text{Nombre d'oeufs mis en incubation}} \times 100$$



**Photo n°20** : Incubation des œufs de la carpe koi *Cyprinus Carpio Carpio* dans l'aquarium



## II. 9. Éclosion

L'éclosion des œufs fécondés, ce fait alors au niveau de l'aquarium à une température de 22.5C° à 25.5C°.

Le taux d'éclosion sera calculé par la formule suivante :

$$\text{Taux d'éclosion (\%)} = \frac{\text{Nombre des larves vivantes}}{\text{Nombre des oeufs incubés}} \times 100$$

## II. 10. Alevinage

### II. 10. 1. Alimentation

Nous avons réalisé l'élevage de **650** larves de notre poisson. Leur alevinage, a été effectué pendant **42**jours dans un aquarium de **70L**, équipé par tous le matériel nécessaire. Les larves, ont était alimenté en premier, par le zooplancton « **Artémia** » dont, son éclosion a été effectué au fur et à mesure que notre opération de reproduction a été lancé. En ce qui concerne les alevins, leurs alimentation a été basé sur l'utilisation du zooplancton « **Daphnie** », qui a été échantillonné de son milieu naturel, au niveau d'une petite exploitation aquacole privé de monsieur **FAHIMA. N.**

#### II. 10 .1.1. Cystes d'Artémia

L'Artémia est un petit crustacé branchiopode appelé communément (crevette de saumure). Il fréquente les milieux hyershalins naturels où artificiels (**SORGELOOS et al ., 1986**). C'est une excellente nourriture de premier âge pour les poissons d'élevages (**LEGER et al ., 1986**). Cette nourriture reste irremplaçable et représente 85% des aliments utilisés en routine dans les écloséries (**SORGELOOS et al ., 2001**)(**Fig. 06 annexes**).

#### III. 10. 1. 1. 1. Préparation de l'aliment (décapsulation des cystes d'Artémia) :



##### Hydratation :

**120g** de cystes d'Artémia sont hydratés dans l'eau de robinet (salé **35%**) à **25°C** pendant **24h**.



##### Décapsulation :

Après avoir être hydratés, les cyles sont placés dans une solution de décapsulation (**9g de NaOH/1litre d'eau**) pendant **1heure**. Ensuite, on a récupéré les cyles pour être placé ensuite, dans une solution d'eau de javel.

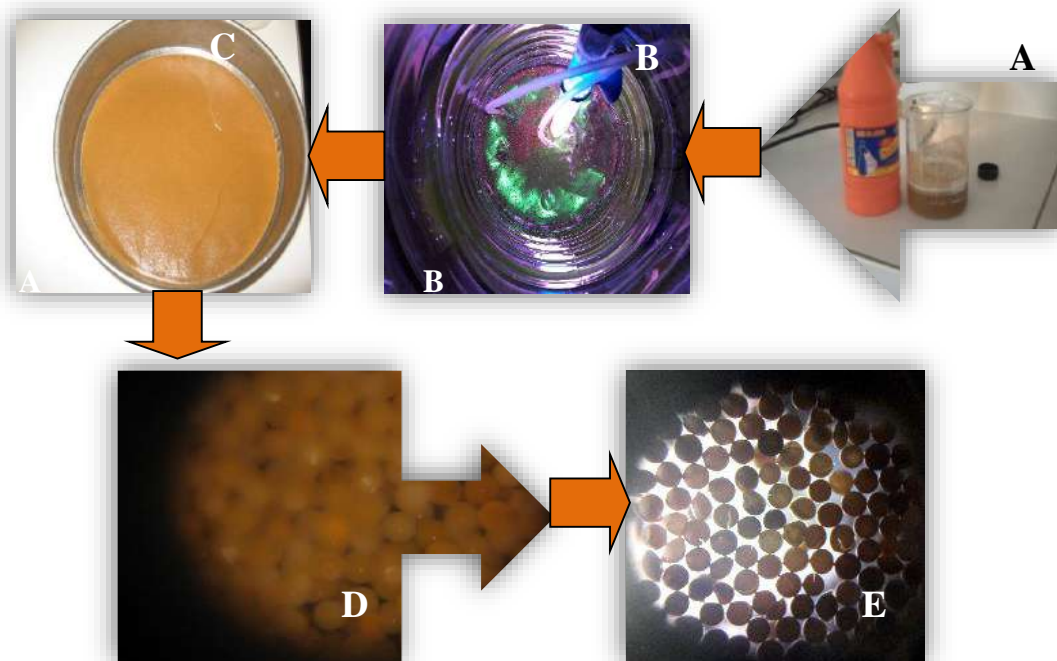


On Laisse l'oxydation opérer tout en contrôlant la décapsulation à la loupe binoculaire (le temps de contact ne doit pas dépasser **10min**).

Lorsqu'un changement de couleur apparaît, du brun en blancs puis en orange ; à ce stade là, et très rapidement, on rince les cystes avec de l'eau dans un tamis de **0.1mm** de maille.

Les cystes décapsulés peuvent alors être soit :

- ✓ Misent directement en incubation ;
- ✓ Stockés quelques jours au froid (**0- 4°C**) ;
- ✓ Déshydratés en saumure pour stockage au froid plusieurs semaines (**Photo. 21**).



**Photo n° 21** : La préparation d'Artémia (A, B, C, D, E) ; A : l'Artémia dans une solution salée, B: Hydratation des cystes, C : Décapsulation des cystes, D : Observation sous microscope Optika (G : 4x10), E : Des cystes prêts pour l'alimentation


### II. 10. 1. 2. Daphnie

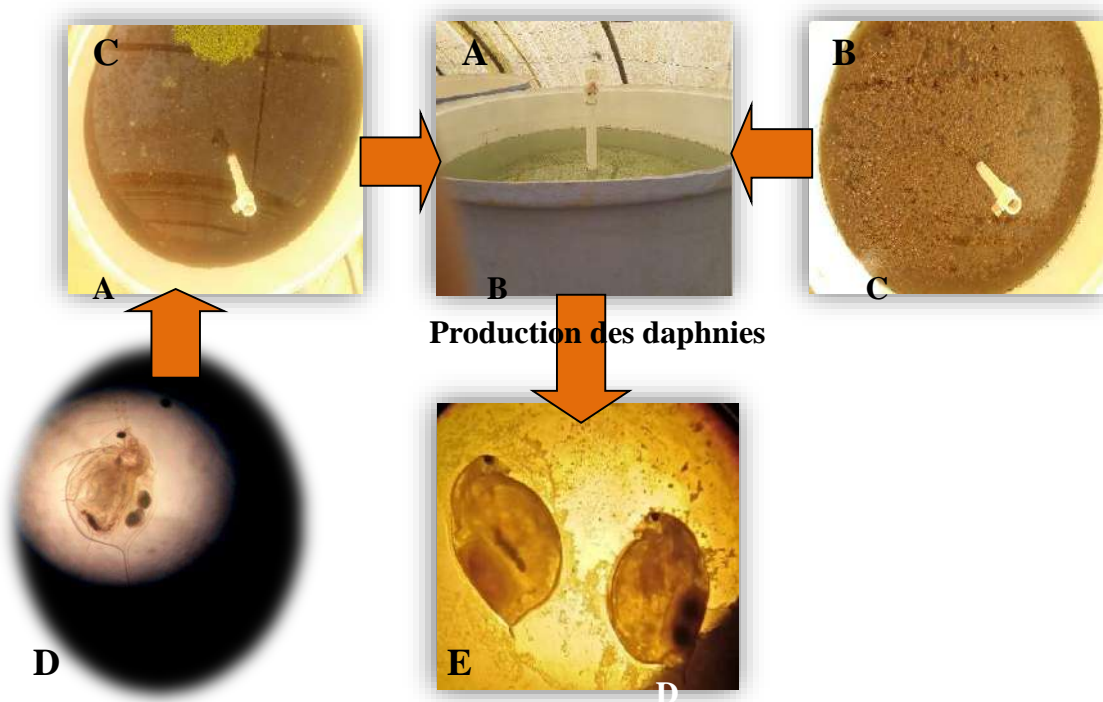
La culture des daphnies est très facile. Il suffit d'ensemencer un raceway placé dans la serre de CNRDPA d'Ouargla, rempli d'eau avec plein de rûmer pour assurer son fertilisation pendant **25jours**. En ce moment, ils se développent dans ce raceway des algues



## Matériel et Méthodes

microscopiques, dont ils font la nourriture des daphnies. Juste après la fertilisation d'eau, on ajoute notre souche des daphnies échantillonnée.

 Il n'existe pas une recette précise. Cependant, les micros- algues contenues dans l'eau ne sont pas suffisantes pour assurer la survie de nos daphnies. La raison pour laquelle, nous avons utilisé de la levure de boulanger, comme un seconde aliment pour nos daphnies, toute en diluant une quantité de levure dans un verre d'eau, avec un petit peu de sucre. Le mélange a été alors distribué aux daphnies (**Photo. 22**).



**Photo n°22** : La culture des daphnies (A, B, C, D, E) ;A : Raceways plein d'eau, B :Raceways plein de fumer, C : Raceways plein de daphnie, D : Daphnie sous microscope vivante, E : Daphnie morte sous microscope.





### **II.11. Paramètres zootechniques et indices calculés**

Pour estimer la croissance des poissons au cours de l'expérimentation et caractériser l'efficacité de l'aliment utilisé et l'effet des conditions d'élevage sur la croissance des jeunes poissons carpe koï *Cyprinus Carpio Carpio*, différents paramètres zootechniques et indices ont été calculés.

#### **II.11. 1. Gain de masse corporelle**

Appelé couramment gain de poids moyen, ce critère permet d'évaluer la croissance pondérale des poissons pendant un temps donné. Il est calculé à partir de la formule ci-dessous :

$$Gp (g) = P_f - P_i$$

Gp : Gain de poids moyen (g).

P<sub>f</sub> : Poids final (g).

P<sub>i</sub> : Poids initial (g).

#### **II. 11. 2. Croissance individuelle journalière (CIJ)**

Appelé encore gain de poids quotidien (GPQ), cet indice permet d'apprécier le gain du poids journalier des poissons en élevage. Il est déterminé à partir de la relation :

$$GIJ (g/j) = \frac{P_f - P_i}{DE}$$

CIJ: Croissance individuelle journalière (g/j).

P<sub>f</sub> : Poids final (g).

P<sub>i</sub> : Poids initial (g).

DE: Durée d'élevage (j).

#### **II.11.3. Taux de croissance spécifique (TCS)**

Ce coefficient permet d'évaluer le poids gagné par le poisson chaque jour, en pourcentage de son poids vif.

$$TCS (\%pc/j) = \frac{\ln P_f - \ln P_i}{DE} \times 100$$



TCS : Taux de croissance spécifique (% pc/j).

$P_f$  : Poids final (g).

$P_i$  : Poids initial (g).

DE: Durée d'élevage (j)

#### **II.11.4.Taux de survie**

Le taux de survie est calculé à partir du nombre total de poissons à la fin de l'expérience et de l'effectif en début d'élevage, selon la relation :

$$\text{Taux de survie (\%)} = \frac{\text{Nombre de poisson final}}{\text{Nombre de poissons initial}} \times 100$$

Le taux de survie est calculé à partir du nombre total de poissons à la fin de l'expérience et de l'effectif en début d'élevage, selon la relation :

$$\text{Taux de survie (\%)} = \frac{\text{Nombre de poisson final}}{\text{Nombre de poissons initial}} \times 100$$

The image features two koi fish, one above the other, enclosed within a diamond-shaped frame composed of multiple concentric lines. The fish are depicted in a traditional style with vibrant orange, red, and black markings on a white background. The text 'Résultats et discussions' is centered over the upper fish.

**Résultats et  
discussions**



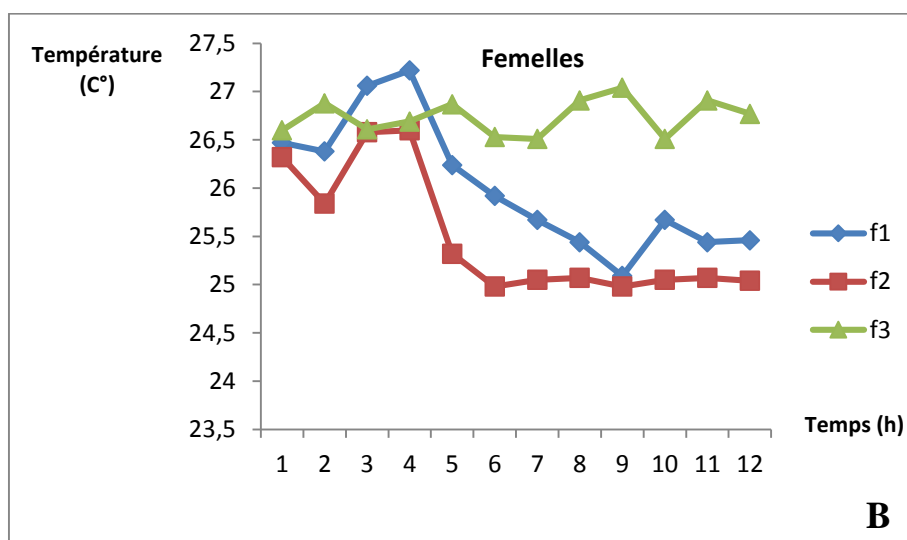
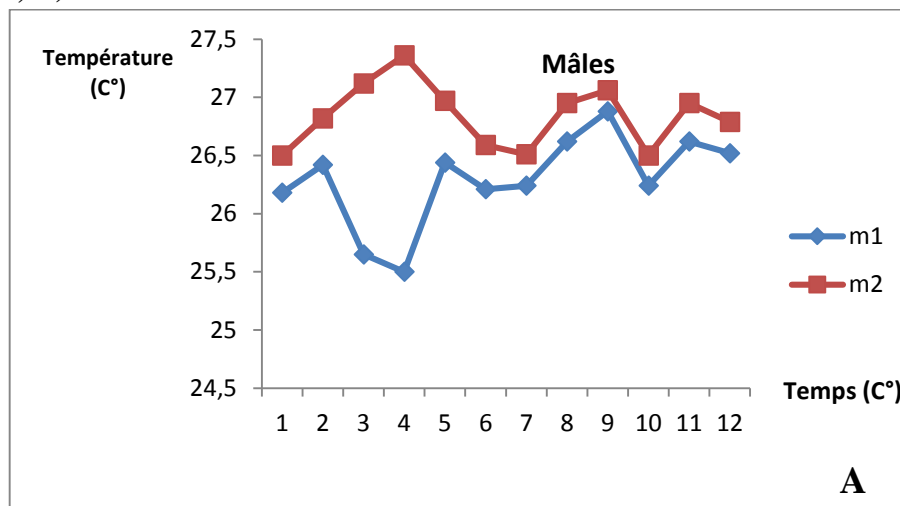
### III. Résultats :

#### III.1. Suivi de la reproduction

Après avoir injecté les géniteurs par l'Ovaprim, nous avons fait des suivis de 12h pour les trois essais.

##### III. 1. A. Le premier essai

Les résultats des variations de la température de l'eau d'élevage de nos géniteurs, au niveau des cinq aquariums, sont enregistrés sous les graphes A et B (Voir **Tab. 01 annexe01**) (**Fig. 01 A ; B**).



**Figure n° 01** : Représentation graphique des variations de la température de l'eau d'élevage des géniteurs de *Cyprinus Carpio Carpio*, pour le premier essai (A : pour les mâles ; B : pour les femelles)



## ***Discussions***

---

Le graphe **A** présente les variations de la température de l'eau d'élevage durant 12Heures après l'injection. Sachant que, les deux mâles sont placés au niveau A 1 : Aquarium de mâle 01 ; A 2 : Aquarium de mâle 02, conditionnés préalablement à des températures moyennes respectifs de  $26,29^{\circ}\text{C} \pm 0,39$  (mâle 01) et  $26,84^{\circ}\text{C} \pm 0,27$  (mâle 02).

Selon le graphe A, nous remarquons pour les aquariums A1, A2 une augmentation légère de la température pendant les premières deux heures. De la deuxième heure jusqu'à la quatrième heure nous observons une diminution de la température de l'eau d'élevage égale à  $25.5^{\circ}\text{C}$  pour l'aquarium A1, et une continuité de l'augmentation de la température jusqu'à  $27.36^{\circ}\text{C}$  dans l'aquarium A2. Après une heure nous observons alors, un changement inverse de température (A1 : une augmentation ; A2 une diminution).Après la cinquième heure, les variations enregistrés de la température, sont en parallèle dans les deux aquariums, et balance entre  $26^{\circ}\text{C}$  et  $27^{\circ}\text{C}$  une fois augmentée et une fois démunie jusqu'à la 12<sup>ème</sup> heure.

Le graphe **B**, nous présente l'enregistrement des variations de la température au cours de temps pour les trois aquariums maintenant les trois femelles. Rappelons que A 3 : Aquarium de femelle 01 ; A 4 : Aquarium de 02 ; A 5 : Aquarium de femelle 03. Nous remarquons donc pendant les quatre heures après l'injection, que la température balancé entre  $25.5^{\circ}\text{C}$  et  $27.5^{\circ}\text{C}$  dans les trois aquariums des femelles, pour qu'elle diminuée jusqu'au  $25^{\circ}\text{C}$  pour les deux aquariums (3et4) pendant la neuvième heure où elle augmente jusqu'au  $27^{\circ}\text{C}$  pour l'aquarium 5, et reste proche de ces valeurs jusqu'à douzième heure.

Ces variations de température sont causées par des problèmes techniques et des conditions environnementales dont ils coïncident avec le premier essai.

### **III. 1 .B . Le deuxième essai**

Les résultats des variations de la température de l'eau d'élevage de nos géniteurs, au niveau des quatre aquariums, sont enregistrés sous les graphes A et B (Voir **Tab. 02 annexe 01**) (**Fig. 02 A ; B**).

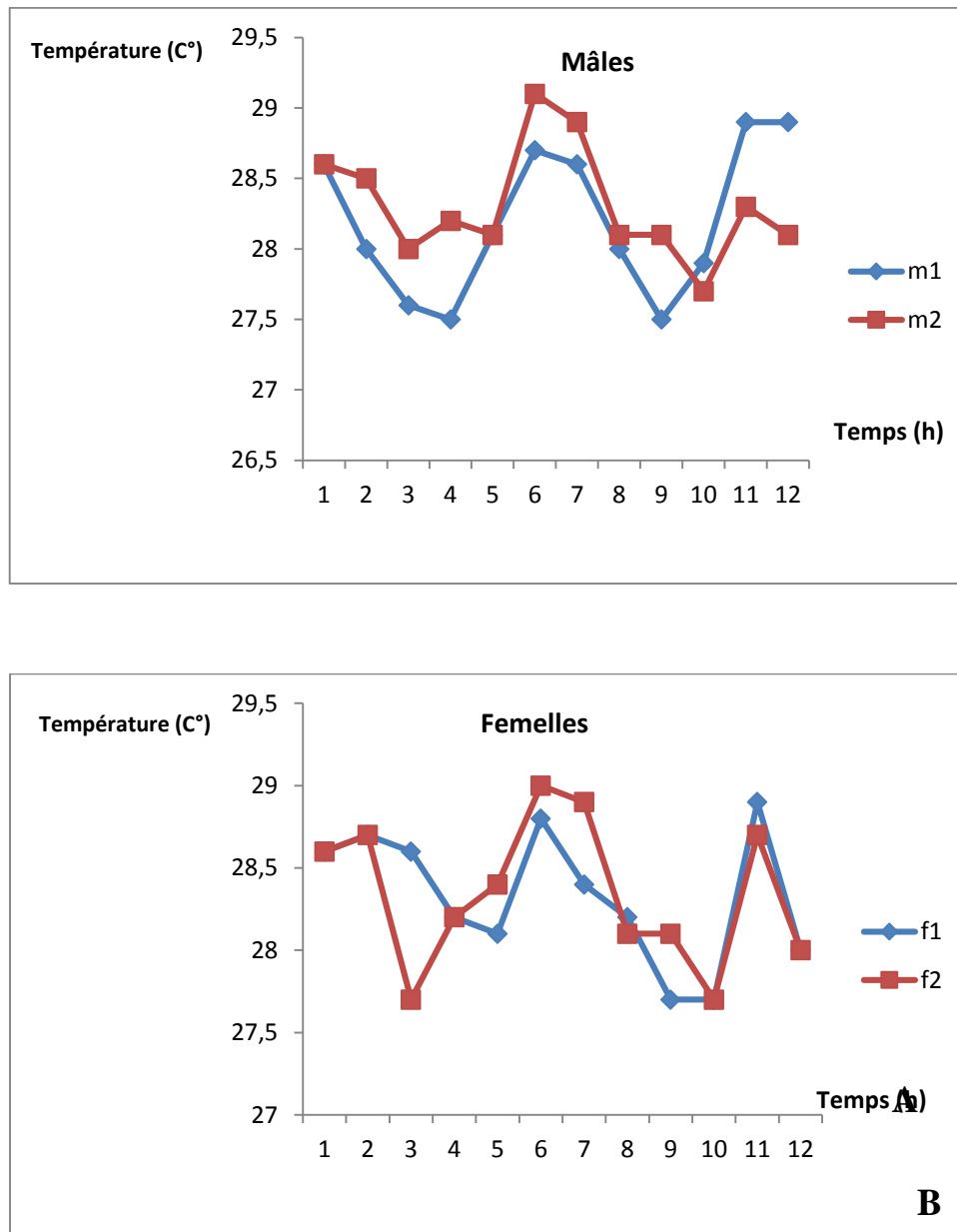


Figure n° 02 : Représentation graphique des variations de la température de l’eau d’élevage des géniteurs *Cyprinus Carpio Carpio*, pour le deuxième essai (A : pour les mâles ; B : pour les femelles).

Sachant que les géniteurs sont placés au niveau de : A 1 : Aquarium de mâle 01 ; A 2 : Aquarium de mâle 02, A 3 : Aquarium de femelle 01 ; A 4 : Aquarium de femelle 02. Les résultats des variations de la température de l’eau d’élevage dans ces 4 aquariums, sont enregistrés sur les graphes A et B (Tab. 02 annexe 01). (Fig. 02 A ; B).



## Discussions

D'après les résultats enregistrés sur le graphe A, nous remarquons que les variations de température dans les deux aquariums contenant les mâles, sont proche; où nous remarquons une diminution de la température du  $28.5C^{\circ}$  jusqu'au  $28C^{\circ}$  trois heures après l'injection A2 (m2) et jusqu'à  $27.5C^{\circ}$ , la quatrième heure après l'injection dans l'aquarium A1 (m1).

Deux heures après la température augmente jusqu'à  $29C^{\circ}$  pour l'aquarium A2 (m2) et elle est proche de  $28.5C^{\circ}$  dans l'aquarium A1 (m1), pour qu'elle subir une diminution continue pour les deux aquariums (A1 (m1), A2 (m2)). Pendant les quatre heures par suit les trois dernière heures, les températures augmente encoure une autre fois pour les deux aquariums, pour atteindre la valeur de  $29C^{\circ}$  pour l'aquarium A1 (m1), et entre  $28C^{\circ}$  et  $28.5C^{\circ}$  pour l'aquarium A2 (m2), et reste proche de ces valeurs jusqu'à la dernière heure pour les deux aquariums.

Donc pour le deuxième essai nous pouvons justifier la forte augmentation de la température de l'eau d'élevage ( $29C^{\circ}$ ) par l'augmentation subite la température environnementale qui a coïncide avec notre deuxième essai.

### III. 1. C. Le troisième essai

Les résultats des variations de la température de l'eau d'élevage au niveau des trois aquariums sont enregistrés sous le graphe (Tab. 03 annexe01) (Fig. 03).

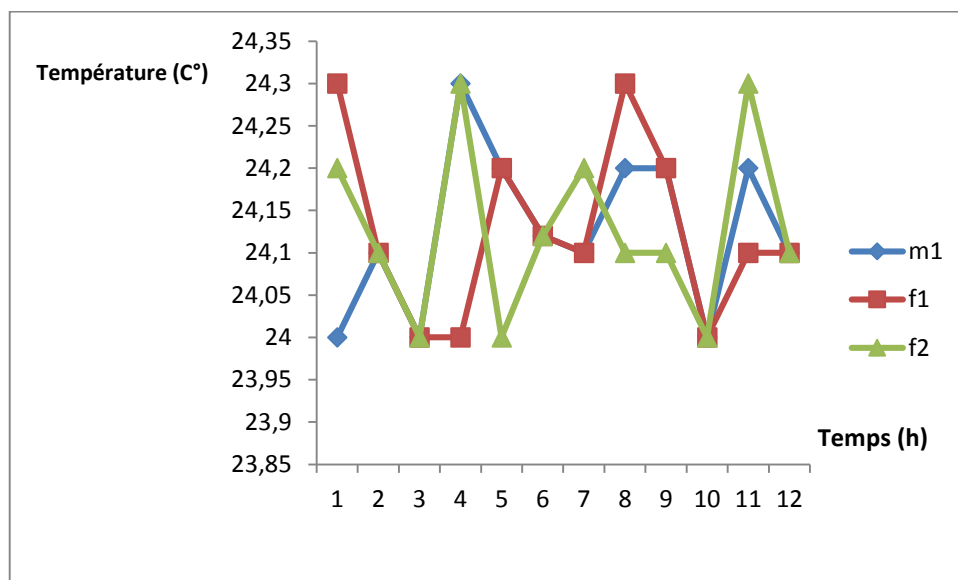


Figure n ° 03 : Représentation graphique des variations de la température de l'eau d'élevage des géniteurs de *Cyprinus Carpio Carpio* pour le troisième essai,

Le graphe de la figure 25, représente les variations de la température au cours de temps, des trois géniteurs du troisième essai. Où nous remarquons, des variations très proches de la température de l'eau d'élevage, au voisinage de  $24^{\circ}C$ . Nous pouvons dire alors que la température de l'eau d'élevage de nos géniteurs du troisième essai, s'est stabilisé toute on la



**Discussions**

comparant avec les variations de température, qui ont été enregistré au cours du premier, et du deuxième essai. Elle a enregistré alors la valeur de **24,12°C ± 0,1** pour les trois aquariums A1 ; A2 ; A3.

**III. 1. 1. Réponse à la stimulation hormonale**

On a deux méthodes pour estimer le nombre d'œufs:

La méthode théorique de **BILLARD, (1995)** selon l'équation suivant :

 1kg d'œufs       $\longrightarrow$       750.000 œufs

 1kg de poids vif des géniteurs       $\longrightarrow$       150.000 œufs

Les géniteurs peuvent donner une quantité d'œufs égale **20%** de leurs poids vif.

Selon la méthode pratique de **DAHMANI ; HADJAISSA, (2015)** on peut estimer le poids total des œufs récolté, qui consistent à estimer le poids total de **100** œufs, dont il égale à **0,125g (voir Tab .5)**.

**Tableau n°05 : Réponse à la stimulation hormonale, quantité des œufs**

Réponse à la stimulation hormonale	Poids des géniteurs (g)	Poids des œufs (g)	Pourcentage des œufs / le poids des géniteurs (%)	Nombre d'œufs (% poids des géniteurs)	Nombre d'œufs (méthodes pratique)
+	239	7	2.92	35 850	5600
+	449,9	8,7	1.93	67 485	6960

Durant notre expérience nous avons trois géniteurs ; deux femelles et un mâle qui ont répondu favorablement à la stimulation hormonale. Pour le premier essai la fécondation n'a pas eu lieu car les mâles n'ont pas donné de laitance, et non pas répondu à la stimulation hormonale, et ceci nous a montré que ces mâles ne sont pas matures. Tandis que dans le troisième essai nous avons eu un faible pourcentage des œufs par rapport au poids des géniteurs (voir fécondation).

**III. 1 .2 . Temps de latence**

Le temps de latence est le temps entre l'injection hormonale et le prélèvement des ovules et de laitance.

Pour le premier essai, on a fait le stripping pour les trois femelles, la femelle 02, a donnée une quantité de **7g** de poids des œufs. Par contre les femelles 01 ; 02 n'ont données aucune quantité, par ce que la température de l'eau d'élevage dépasse les normes de température de





## **Discussions**

---

la reproduction. Selon **NICOLAS, 1992**, les carpes koï se reproduisent à partir du mois d'Avril dans les pays chauds, jusqu'au mois d'Août, lorsque la température de l'eau atteint la valeur de **22C° à 24C°**. **BRUSLE, 2001**, révèle que le massage abdominal des mâles ne donne pas des laitances, donc les mâles ne sont pas matures. Selon l'âge de la première maturité sexuelle, il est de 02 ans pour les mâles et 03 ans pour les femelles (moins en région tempérée chaude et tropicale, soit respectivement 01 an et 2 ans).

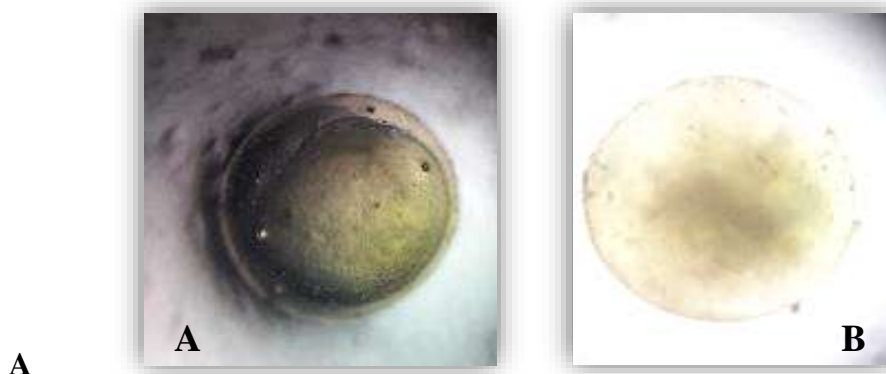
Dans le deuxième essai, quand on a fait le stripping des femelles, elle n'a pas donné d'œufs, parce que la température de l'eau d'élevage est trop élevée. Selon **BILLARD et al., 1971** l'évolution des gamètes chez les poissons carpes est associée à une température élevée et la reproduction a lieu lorsque la température maximale, c'est-à-dire la température idéale pour la reproduction. **HORVATH, 1985** indique que la température optimale de la reproduction de la carpe est entre **22C° à 24C°**.

Pendant le troisième essai, nous avons remarqué une stabilisation de la température de l'eau d'élevage dans les trois aquariums, d'où nous avons enregistré des valeurs de **24,12°C ± 0,13**, qui sont identiques dans les trois aquariums. D'après la documentation, cette valeur est très proche de celle indiquée par les auteurs, pour assurer un bon résultat de la reproduction de notre espèce cible. Ceci peut être confirmé aussi, par les résultats enregistrés, par **HORVATH, 1985**, qui indique que la température optimale de la reproduction de la carpe est entre **22C° à 24C°**.

### **III. 1. 3. Fécondation**

Pour le dernier essai un total de **8,7 g** d'œufs a été prélevé par un simple massage abdominal suite au traitement hormonal. Le dénombrement de **8,7 g** des œufs récoltés, nous a donné une quantité de **6960** œufs, selon la méthode pratique de **DAHMANI ; HADJAISSA, (2015)**, qui consiste à estimer le poids total de **100** œufs, dont il égale à **0,125g**. Nous estimons un nombre de **67485** œufs chez la femelle étudiée, dont le poids est de **449.9 g**, selon la méthode théorique de **BILLARD (1995)**, qui consiste à estimer: le nombre d'œufs par rapport au poids de géniteurs **150 000 œufs/Kg** où le nombre d'œufs par rapport au poids total des œufs récolté **750 000 œufs/Kg**. D'après ce que notre femelle nous a donné comme quantité d'œufs fécondés égale **2200** œufs.

Au moment de l'incubation, nous avons prélevé un échantillon des œufs, pour les observer sous microscope optique d'un grossissement (X4). Les résultats de cette observation, nous a fait remarquer un changement de couleur des œufs mis en incubation. Les œufs fécondés sont transparentes ils nous permettent alors de voir le noyau et ils prennent une coloration claire verdâtre visible à l'œil nu (**Photo. 23 A**) ; Tandis que les œufs non fécondés deviennent blanchâtres et peuvent être facilement enlevés du tamis (**Photo. 23 B**).



**Photo n°23 :** Les œufs fécondés (A) et les œufs non fécondés (B)

### III. 1. 4. Eclosion et Développement embryonnaire

Après environ **24 heures** d'incubation à **22,5 °C** et **25.5 °C** au niveau de l'aquarium, l'éclosion a été observée dans l'aquarium; alors qu'après **72 heures** presque une quantité insuffisante des œufs sont éclos. Après l'éclosion, les larves avec sacs vitellin passent à travers les mailles des tamis et tombent au fond de l'aquarium. Alors que, les œufs morts sont collés sur le tamis. Cependant, des observations avec microscopes s'effectuent pour déterminer les stades embryonnaires (**Tab. 6**) (**Photo. 24**).

**Tableau n° 6 :** Les différents stades du développement embryonnaire et son temps d'apparition.

<b>Stades</b>	<b>Temps</b>
Fécondation	0 min
Stade deux cellules	45 min
Stade quatre cellules	1 h30 min
Début de Morula	2 h
Fin de Morula	6h
Blastula	7 h
Gastrula	24 h
Fermeture du blastopore	36h
Embryon	48h
Stade oeilé	60h
Eclosion	72h



***Discussions***

---

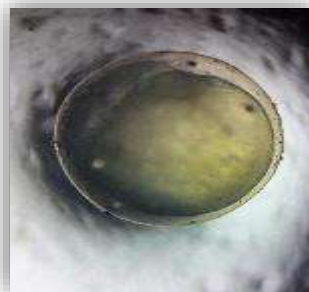
Le tableau 6 présente les différents stades de développement embryonnaire. Donc une fois fécondé, l'œuf amorce son développement, selon un processus d'évènements complexes, comme le montre le tableau.

Durant l'incubation, le cycle embryonnaire se poursuit à l'abri de l'enveloppe de l'œuf. Comme le montre la figure 27, nous avons arrivé à photographier ces différents stades en commençant par le stade de deux cellules, jusqu'au stade d'œil, tout en finissant par la fécondation et la production des larves.

La **Photo 25** présente qu'après **45** minutes après la fécondation, commence la première division cellulaire (Stade de deux cellules), **1h30** après nous avons enregistré la deuxième division cellulaire (Stade de quatre cellules), la deuxième heure après la fécondation, est le début du stade Morula qui se fini **4** heures après. La **7<sup>ème</sup>** heure du développement commence le stade Blastula, qui dure **17** heures pour qu'il commence alors le stade Gastrula qui fini après **12** heures par la fermeture de Blastopore. Après **48** heures de la fécondation, se forme l'embryon qui se développe pendant **12** heures et se fini par le stade d'œil. L'éclosion se fait alors juste après **12** heures de la formation des yeux de notre future alevins.



**(1) Fécondation (0 min)**



**(2) 1<sup>ère</sup> division (45 min)**



**(3) Stade 4 cellule (1h30)**



**(4) Début de morula (2h)**



**(5) Fin de morula (6h)**



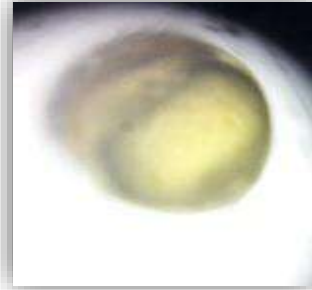
**(6) Blastula (7h)**



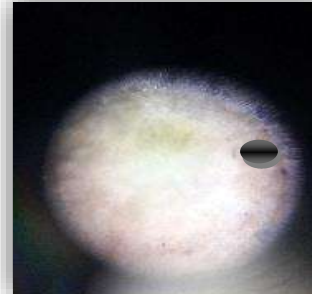
(7) Gastrula (24h)



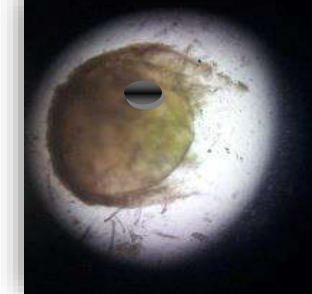
(8) Fermeture de blastopore (36h)



(9) Embryon (48h)



(10) Stade œillet (60h)



(11) Début de l'éclosion (72h)

**Photo n° 24 :** Photographie des différents stades de développement embryonnaire chez la carpe koi observé sous loupe binoculaire **4X10**

### III. 2. Elevage larvaire

Dès l'éclosion, les larves sort du tamis et se libèrent dans l'eau, où ils nagent verticalement vers la surface où elles opèrent une prise d'air pour le remplissage de la vessie natatoire, comme il l'indique **ROBERTS, (1979)** dont il révèle que la vessie natatoire est un organe d'allègement volumineux (jusqu'à **7%** du volume du corps) rempli de gaz. Sa fonction de base assure un mécanisme d'allègement et de la flottaison très utile puisque le poids spécifique du poisson d'eau douce est de **107%** et celui du poisson d'eau de mer est de **105%**. Au stade larvaire du poisson, la vessie natatoire se développe à partir d'un diverticule de la partie antérieure de l'intestin, l'air est directement avalé puis amené de force vers la vessie natatoire en suivant le conduit pneumatique réservé à cet effet.

Le développement des larves de *Cyprinus Carpio Carpio* observé, est représenté dans la **Photo (25)**. Cette période larvaire est marquée essentiellement par le développement des organes alimentaires et respiratoires. Le sac vitellin fournit les substances nécessaires à la croissance et au développement. Sa taille diminue progressivement jusqu'à disparition complète, un peu après que les larves ont commencé à absorber de la nourriture extérieur.



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



**Photo n° 25** : Développement des larves du carpe koi *Cyprinus Carpio Carpio*.

### III. 2. 1. Paramètres physico-chimiques



### III.2.1.1. Température

Les résultats des températures de l'eau d'élevage enregistrées pour les larves du *Cyprinus Carpio Carpio* sont présents dans (Tab. 4, annexe01). (Fig. 04).

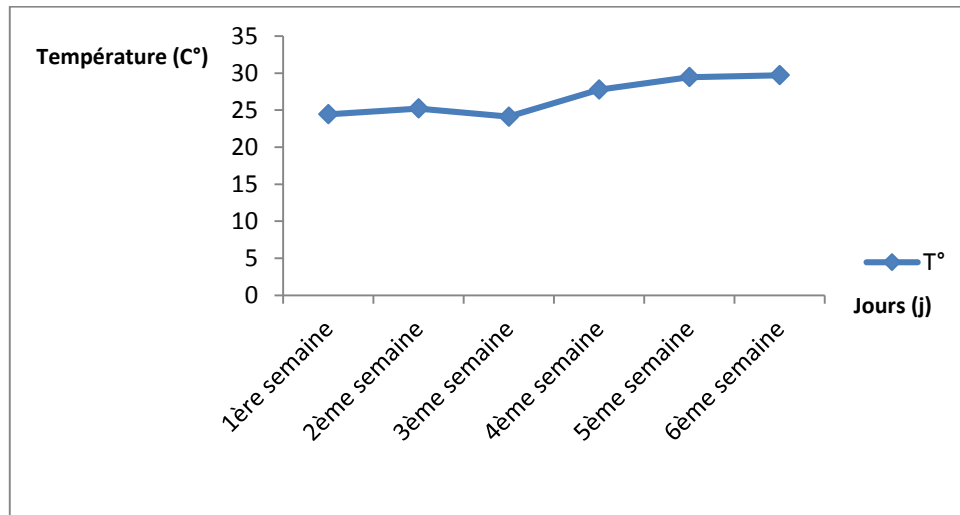


Figure n ° 04 : Représentation graphique variations de la température enregistrée durant l'expérience

Le graphe de la figure 29, présente que la température moyenne de l'eau d'élevage durant notre expérience (45J) est de  $26.73\text{ C}^\circ \pm 2.43$ . Cette valeur de la température est considérée comme idéal selon ce qui a été rapporté dans la littérature. HUET, 1970, a dit que l'optimum thermique pour la croissance des *Cyprinus Carpio Carpio* varie entre  $15\text{C}^\circ$  à  $27\text{C}^\circ$  et selon GRAIG, 2004, la carpe koi est un poisson robuste qui a une grande tolérance avec les variations des paramètres physico-chimiques. Cependant les koi n'aiment pas les brusques variations de ces dernières qui peuvent provoquer des conséquences néfastes sur l'organisme, tel que les maladies, ou même les mortalités, car d'après cette hauteur, en dehors du changement progressif de la température une variation brutale peut causer la mort de poisson.



### III.2.1.2. L'oxygène dissous

Les mesures d'oxygène dissous enregistré durant notre expérience pour les larves de *Cyprinus Carpio Carpio* sont enregistrées dans (Tab. 5 annexe01) (Fig. 05).

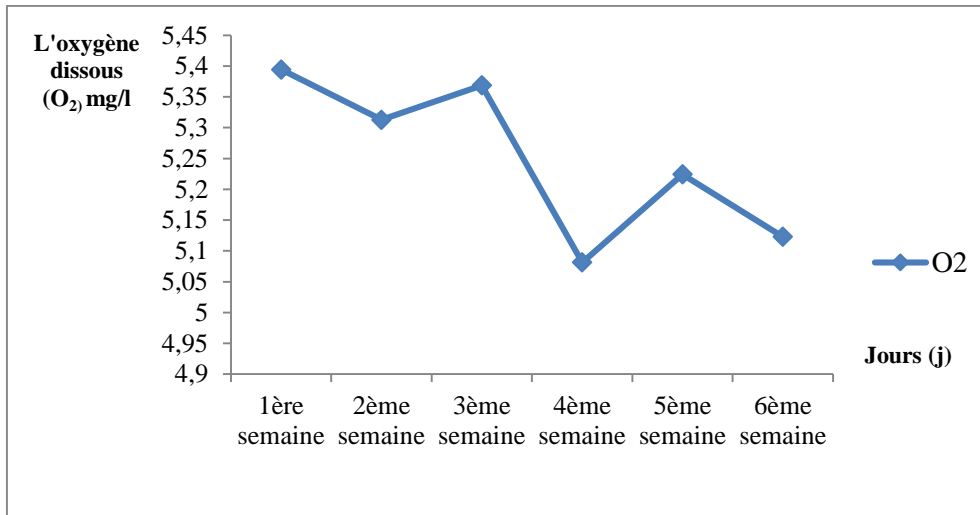
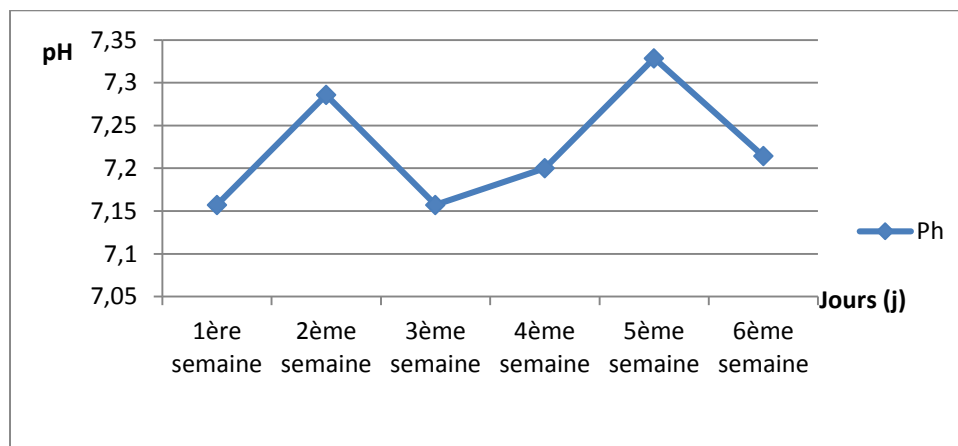


Figure n ° 05 : Représentation graphique des variations de l'oxygène dissous enregistrés durant l'expérience

Le graphe présent alors que, le taux d'oxygène de l'eau d'élevage mesuré durant notre expérience (45J) est de **5.24 mg/l ± 0.14**. Ce résultat enregistré est proche de ce qui a été rapporté par SCHLUMBERGER. O, 1997, qui dit quelle taux d'oxygène dissous nécessaire à *Cyprinus Carpio Carpio* est de 6 à 7 mg/l. selon GRAIG. 2004, la carpe koï tolère un taux d'oxygène dissous moins de 5mg/l mais pendant de très courte période.

### III.2.1.3. pH

Les valeurs du pH de l'eau d'élevage mesuré durant notre expérience (45J) pour les larves de *Cyprinus Carpio Carpio* sont présentées dans (Tab. 6 annexe01). (Fig. 06).





**Figure n ° 06 :** Représentation graphique des variations de pH mesuré durant l'expérience

Le graphe de la figure 31, présente les valeurs du pH de l'eau d'élevage mesuré durant notre expérience de (45J), d'où nous avons marqué, un pic de pH pendant la deuxième semaine égale à 7,3, et un deuxième pic a été enregistré la 5ème semaine, les valeurs de pH, varient alors dans l'intervalle de (7,15-7,35). Selon **RODIER, 1996** et **GRAIG, 2004** ; les valeurs de pH ne dépassent pas la marge de tolérance 5 à 9.

**III.3. Alimentation et croissance**

Dans le 3ème jour le stade larvaire est marqué essentiellement par le développement des organes alimentaires et respiratoires, le sac vitellin fournit les substances nécessaires à la croissance et au développement donc la taille du sac diminue progressivement jusqu'à la disparition complète. après les larves ont commencé à absorber de la nourriture extérieure.

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

Après la résorption vitelline, la première alimentation se fait avec les œufs d'Artémia pendant trois semaines chaque 3heure de temps à partir de 7h du matin jusqu'à 4h de bonne matin. On observe un changement de couleur et une croissance hétérogène après 10jours.

Après la troisième semaine en utilisant la Daphnie comme aliment vivant pendant les deux semaines chaque 5heurs de temps à partir de 7h du matin jusqu'à 3h de bonne matin.

**Tableau n°07 :** La distribution d'aliment pendant 45 jours de suivi.

<b>La distribution d'aliment pendant 45 jours de suivi</b>	<b>Artémia (chaque 3h de temps)</b>	
	<b>La quantité distribuée (ml)</b>	<b>Les heures de distribution</b>
	100 ml dans chaque repas	7h
		10h
		13h
		16h
		19h
		22h
		1h
		4h
	<b>La Daphnie (chaque 5h de temps)</b>	
	<b>La quantité distribuée (g)</b>	<b>Les heures de distribution</b>
	200 ml dans chaque repas	7h
		13h
17h		





**Discussions**

		22h
		3h

**III.3.1. La taille et le poids**

Après **45 jours**, nous avons échantillonné dans la survie **650** alevins de *Cyprinus Carpio Carpio* de la taille entre (**0.05-3.8 cm**) et le gain du poids entre (**0.0024-0.48 g**) (**Photo. 27**), (**Tab. 08 annexe 01**).

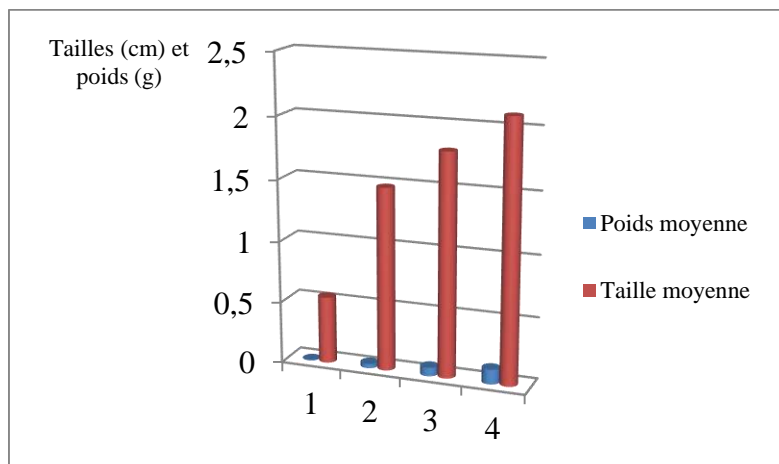


**Photo n° 26** : Photo de la mesure de taille et la pesé de poids

**Tableau n° 08** : Les mesures des tailles au cours de l'élevage

<b>Jour</b>	<b>0J</b>	<b>15J</b>	<b>30J</b>	<b>45J</b>
<b>Tailles moyennes (cm)</b>	0.545	1.48	1.8	2.1
<b>Poids moyenne (g)</b>	0.003	0.035	0.07	0.12

L'histogramme ci- dessous représente les tailles et les poids moyens des alevins durant l'alevinage



**Figure n° 07 :** Variations des poids et des tailles moyennes des alevins durant l’alevinage

Les larves issues de l’éclosion pèsent environ 0.0024 g en fin de résorption vitelline, à 72 h post-éclosion (HECHT et APPELBAUM, 1988 ; LEGENDRE *et al.*, 1995). A partir de ce moment, deux options d’élevage peuvent être développées. Il s’agit de l’option intensive qui a lieu en écloserie et qui répond mieux aux impératifs d’une production à grande échelle. Cette option suppose cependant l’utilisation de systes d’Artémia comme aliment exogène avant le sevrage. Dans ces conditions, les larves de *Cyprinus Carpio Carpio* peuvent atteindre la taille de 1.8cm.

Les embryons des *Cyprinus Carpio Carpio* sont presque totalement transparents, ce qui permet la visualisation des cellules sans avoir à disséquer l’embryon.

Après un jour e demi de leur éclosion, les larves peuvent prendre de la nourriture et être mises en élevage (BILLARD, 1995). Le succès d’une culture en masse de poissons dépend surtout de la disponibilité d’une nourriture abondante et adéquate pour les jeunes stades (BARNABE, 1989).Les larves se nourrissent d’Artémia pendant les deux premières semaines après la résorption des réserves vitellines pour arrivé à un poids moyen individuel de 0,048 g. L’aliment généralement distribué juste après la résorption endogènes est l’Artémia salina qui a été montré comme étant le meilleur aliment de départ pour une bonne croissance au cours de l’élevage larvaire chez plusieurs espèces de poissons à potentialité aquacole (LEGENDRE &TEUGELS, 1991 ; LEGENDRE *et al.*, 1991 ; HEM *et al.*, 1994).

Selon DEGANI *et al.*, (1989), le taux de croissance varie en fonction de la qualité et de la quantité d’aliment, de la densité d’élevage ainsi que de la qualité physico-chimique de l’eau; Des conditions de température appropriées représentent le facteur le plus important pour sa densité (ADAMEK et SUKOP, 1995). Même constat chez Kadri *et al.*, (2005), qui ont



***Discussions***

---

remarqué que certaines larves dominantes s'alimentent en premier près de la surface et le même comportement a été remarqué chez (CHEBEL et KHOUAS, 2009).

La croissance des alevins de *Cyprinus Carpio Carpio* qui signifie que la taille croit plus rapidement que le poids. Le poids final de **0.48 g** est atteint à la fin de 45 jours d'élevage ce qui correspond à **3.8 cm** de longueur totale. (Tableau.08 annexe01)

**III.3.2. Les indice calculé**

**Tableau n° 9:** Les indices calculés

<b>L'indice calculé</b>	<b>Les résultats</b>
<b>Gain de Poids (GP)</b>	0,48
<b>Croissance Individuelle Journalière(CIJ)</b>	0,01
<b>Taux de Croissance Spécifique(TCS)</b>	12,67
<b>Taux de fécondation (%)</b>	31,61
<b>Taux d'éclosion (%)</b>	29,55
<b>Taux de survie (%)</b>	55,38

**III.4. Mortalités**

On remarque le taux de mortalité durant les 45 jours du suivie d'élevage est **44,62%**,

Le problème de mortalité due à la manipulation durant les mensurations des poids et tailles, aussi l'augmentation de la température qui dépasse **30C°**.

The image features two koi fish swimming in a diamond-shaped frame. The fish are depicted with vibrant orange, red, and black markings on their scales. The word "Conclusion" is written in a bold, black, serif font across the center of the frame. The background is white, and the frame is composed of multiple concentric diamond lines.

**Conclusion**








### Conclusion

L'essai de la reproduction artificielle et du suivi larvaire de la carpe koï (*Cyprinus Carpio Carpio*), au niveau de la station (CNRDPA) d'Ouargla .Montrent que les propriétés physico-chimiques de l'eau d'élevage notamment la température, l'oxygène dissous ainsi que le pH de l'eau, eux un impact sur la reproduction artificielle et le suivi larvaire des *Cyprinus Carpio Carpio*. Dans notre étude, nous avons utilisé la technique artificielle de la reproduction indiquée par **VIVEEN et al., (1985)** ; **GRAAF& JANSON (1996)** et **GILLES et al., (2001)**. Cette technique de reproduction artificielle, implique l'usage ou non d'hormones naturelles ou synthétiques favorisant la maturation finale.

La sélection des géniteurs est faite sur la base de la maturité sexuelle. La reproduction artificielle alors, comprend le choix de l'hormone et la dose d'injection, le stripping, la fécondation in vitro et l'incubation des œufs.

Dans notre expérience l'hormone utilisée c'est l'Ovaprim, car plusieurs autres hormones sont couramment utilisées en injection intramusculaires pour introduire la maturation finale. Donc l'ovulation à été introduite par la stimulation hormonale.

En fin d'obtenir des bons résultats il est recommandé de :

-  Préparer le matériel nécessaires avant l'opération ;
-  L'application de la notion des bases de l'aquaculture ;
-  Alimenter les géniteurs par des aliments riches en protéine avant la reproduction,
-  Eviter tout contacte des ovules avec l'eau lors du stripping.
-  Contrôler la température du milieu d'élevage avant de commencer toute étude de reproduction artificielle.

The image features two koi fish, one above and one below the text, swimming in a diamond-shaped frame. The fish are depicted in a watercolor style with vibrant orange, red, and black patterns. The background is white with a faint, repeating diamond pattern.

# Références bibliographiques



## Références

### **Bibliographiques**

---

- ADAMEK, Z et SUKOP, I., 1995.-** Summer outdoor culture of African catfish (*Clarias gariepinus*) and tilapias (*Oreochromis niloticus* and *O. aureus*). *Aquat. Living Resour.*, 8: 445-448.
- AXELROD J. 1973. -** Koi of the world: japanese colored carp Newberys-*TFH-publication Inc.*235p.
- BALON, E. K. 1969. -** Studies on the wild carp *Cyprinus Carpio L. 1758. - Prace. Labo. Rybarrtra*, 2, 99-120.
- BARNABE G. 1989.-** Aquaculture volume I. Paris : Tec & doc.565p.
- BILLARD R.; B. BRETON et M.P. DUBOIS 1971.-** Immunocytologie et histochimie des cellules gonadotropes et thyroïdotropes hypophysaires chez la carpe, *Cyprinus Carpio*. *C.R. Hebd. Séances Acad. Sci. Paris (D)*, 272: 981-3
- BILLARD R. 1981.-** Le cycle reproducteur chez les poissons téléostéens. Montereau : cahiers lab, 273p.
- BILLARD R. 1986.et MARCEL J. -** Aquaculture of cyprinidés :INRA,502p.
- BILLARD R et LINHART O. 1995.-** Biology of sperm and artificial reproduction in carp. *Aquaculture*. 129, 95-112.
- BILLARD R et BRETON B, 1981.-** Le cycle reproducteur chez les poissons téléostéens. Cahier de laboratoire de Montereau N°12. Pp., 43-56.
- BILLARD R. 1995. -** Les carpes biologie et élevage. Paris : INRA, 387p.
- BILLARD R. 2005.-** Introduction à l'aquaculture. Paris : Lavoisier, 235p.
- BREWSTER B. 2004.-** La grande encyclopédie des fascinants koi volume I. Paris : chantecler 205p.
- BRIEN P.1966.-** Biologie de la reproduction animal. Paris : Dunod, 292p.
- BRUSLE Q. 2001.-** Biologie des poissons d'eau douce européens. Paris :Tec et doc,625p.
- CHEBEL F. et KHOUASB., 2009.-** Expérimentations sur la reproduction artificielle du poissons-chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell,1822). Mémoire d'ingénieur, ENSSMAL,52p.
- DAHMANI R. et HADJ AISSA A.2015.-**Reproduction artificielle, alevinage et prégrossissement de la carpe koi (*Cyprinus Carpio Carpio*), avec assai d'amélioration de la coloration par l'utilisation des pigments.Mémoire d'ingénieur, ENSSMAL,67p.



## Références

### **Bibliographiques**

---

- DARSZON A, LABRCA P, NISHIGAKI T.1999.** - Channels in sperm physiology. *Physiological Reviews* Vol. 79, No.2.
- DE BONT, a .f 1950 A, B.** - Rapport annuel 1947-1948 de la Station de Recherches Piscicoles. Min. des Colonies, Publ. de la Direction de l'Agriculture et de l'Elevage. Extrait du "*Bulletin Agricole du Congo belge*", vol *XLI*, n°2,473-538p(A). La culture des Tilapias. 321-336, Comptes Rendus de la Conférence Piscicole Anglo-belge, Elisabethville (Congo belge) 13-18 juin 1949. Publications des Directions de l'Agriculture du Ministère des Colonies et du Gouvernement Général du Congo belge, 355 p (B).
- DICK et TULLOCK, 2002.**-Encyclopédie illustrée les poissons d'aquarium, livre.1-10p.
- DUCARME, C & MICHA, J.C., 2003.** Technique de production intensive du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*. *Tropicultura*, 21, 4 : 189-198
- FAO., 2003.**- Review of the state of world aquaculture FAO Fisheries circular. No.886, Rev.2.Rome.95p.
- FAO., 2003.**-The rôle of aquaculture in improving food Security.29ème session Rome,12-16 mai 2013.
- GILLES S, DUGUÉ R & SLEMBROUCK J. 2001.**- Manuel de production d'alevins, *Heterobranchus longifilis*. Ed. Maison neuve et Larose, Paris, 128 p.
- GRAIG J.F. 2004.**- Poisson des lacs naturels français.Versailles : Quae, 333p.
- HALAIN C.F., 1950.**- Réalisations de la Mission Piscicole au Congo belge, 337-353, in Comptes Rendus de la Conférence Piscicole Anglo-belge, Elisabethville (Congo belge) 13-18 juin 1949. Publications des Directions de l'Agriculture du Ministère des Colonies et du Gouvernement Général du Congo belge, 355p.
- HEM, S., LEGENDRE, M., TREBAOL, L.A. CISSE, Z.J., OTEME, Y & MOREAU 1994.**- L'aquaculture lagunaire. In : Environnement et ressources aquatiques de Cote d'Ivoire. Tome II. Les milieux lagunaires. J.R. Durand, P. Dufour, D. Guiral, S.G.F. Zahi eds. Edition'> de l'ORSTOM, Pari'>,455-505.
- HECHT, T., APPELBAUM, S., 1988.**- Observations on intraspecific aggression and coeval sibling cannibalism by larval and juvenile *Clarias gariepinus* (Clariidae; Pisces) under controlled conditions. *J. Zool., Lond.*, 214, 21-44.





## Références

### Bibliographiques

---

- HICKLING D. 2003.** -Canadian Feed Peas Industry Guide. Pulse Canada: *Winnipeg Manitoba* 36 p.
- HORVATH L. 1985.** - Egg development (oogenesis) in the common carp *Cyprinus carpio* In: J. Muir & R.J. Roberts (eds.), Recent advances in aquaculture. Volume 2.Croom Helm, London & Sidney, West views Press, Boulder, Colorado. pp. 31-77.
- HUET M. 1957.**- Dix années de pisciculture au Congo Belge. Ed. *Station de Rech. Eaux et Forêts, Série D, n°22, Groenendaal, Bruxelles*, 110 p.
- HUET M. 1970.**-Traité de pisciculture. Bruxelles :Editions Ch.718p.
- KARAMI M , MEAT Sci. 2011.**- Effects of dietary antioxidants on the quality, fatty acid profile, and lipid oxidation of longissimus muscle in Kacang goat with aging time. *Meat Science*, 88 (1): 102-108p.
- KEITH P, PERSAT H, FEUNTEUN E, ALLARDI J.- 2011.** – Les poisons d’eau douce de France. Biotope Editions, Mèze- Muséum national d’histoire naturelle, Paris 2011,p 382-385.
- LEGENDRE, M&TEUGELS, G.G., 1991.**- Développement et tolérance à la température des oeufs de *Heterobranchus longifilis* et comparaison des développements larvaires de *H. longifilis* et de *Glanas gariepinus* (Teleostei, Clariidae). *Aquatic Living Resources*, 4 : 227-240.
- LEGENDRE, M., SLEMBROUCK, J., KERDCHUEN, N & OTEME, Z., 1991.**- Évaluation d'une méthode extensive d'alevinage des Clariidae en cages implantées en étangs. Document ORSTOM Montpellier, n04, 35 p.
- LEGENDRE M, LEVEQUE C.1996.**- L’aquaculture les poissons des eaux continentales africaines.
- LEGER P, BENGTON DA, SIMPSON KL, SOEGELOOS PI.1986.**-The nutritionnel value of artémia. Brine Shrimp Artémia : *Ecol, Cult, Use Aquacult .In : persoone, G., P. soergeloos., O. A. Roels., E. jaspers(eds).Univ.Press.Wett.Belgium.,3 :357-372.*
- LINNAEUS C. 1958.**- Cultured aquatic species fact sheets *Syst. Nat. Hafina.,1 :634p.*
- MICHA J.C., 1974.**- La pisciculture africaine. Espèces actuelles et espèces nouvelles. In: Ruwet: Zoologie et Assistance technique, Ed. *FULREAC, Liège*, 163-195.
- MICHA J.C. 1976.**- Synthèse des essais de reproduction, d’alevinage et de production chez un silure Africain : *Clarias lazera*. Symposium on Aquaculture in Africa. *FAO. CIFA Technical paper n°4 (supplement): 450 – 473.*



## Références

### **Bibliographiques**

---

- NICOLAS D. 1992.**-Méthodes d'élevages et de sélection de la carpe ornementale japonaise (*Cyprinus Carpio*). *Ecole nationale vétérinaire d'Alfort*.p71.
- PASCAL M, DENIS VIGNE J, LORVELEC O. 2006.**- Invasions biologiques et extinctions. 11 000 ans d'histoire des vertébrés de France. *Editions Belin et Quae, Paris*. 350 p.
- PONCIN P. 1996.**- Reproduction chez nos poissons. Ed. Fédération sportive des pêcheurs francophones de Belgique *ASBL.DL/1213/1*.Pp.35-39.
- POWLES H. 1987.**-: Research priorities for African aquaculture. Report of a workshop held in Dakar, *Senegal, October 13-16, 1986. I.D.R.C. 1492, Canada*: 172 p.
- RICHER et BROYER. 2014.**- Connaissances des facteurs influençant la biodiversité des étangs piscicoles : quelques principes de gestion.
- ROBERTS 1979.**-Pathologie des poisson .Paris :maloine s.a éditeur.317p.
- RODIER J.1996.**-L'analyse de l'eau :eau naturels eaux résiduaires et eaux de mer 8<sup>ème</sup> Ed. Dunod, Paris 1383p.
- SANDRA L.STEINLE P. 1999.**-*Koi. Paris : Eugen Ulmer verlag*.99p.
- RUKERA TABARO S., MICHA J.-C., DUCARME C., 2005.** Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *Tropicultura*, 23, 4: 231- 244.
- SCHLUMBERGER, O.1997.**- Réseau trophique et production piscicoles en étangs fertilisés (Dordogne, France),178-191p.
- SHERBROOKE QE. 2010.**-La Grande Ménagerie d'animalerie. Dépliant informatif sur l'aquariophilie.1p.
- SORGELOOS P, LAVENS P 1986.**-Manual for the culture and use of brine shrimp *Artémia* in Aquaculture. *Artémia. Ref. Centre.Fac.Agri.Sta.Univ.Ghent.Belgium*.91-95p.
- SORGELOOS P, DHERT P, CANDREVA P .2001.**-Use of the brine shrimp *Artémia* spp in marine larviculture. *Aquaculture.*, 200 :147-159p.
- SYLVAIN PHILIPPE R. 2003.**-L'alimentation de la carpe dans son biotope et en élevage. Thèse doctorat vétérinaire. p15.
- UICN., 2007.**-Interaction entre l'aquaculture et l'environnement.
- VALLI J. 2010.**-Atlas répartition géographique des espèces piscicoles et astacicoles dans le département Rhône



## *Références*

### ***Bibliographiques***

---

**WOYNAROVILH E, HORVATH L. 1981.**-La reproduction artificielle des poissons en eau chaude-Manuel de vulgarisation. *Rome : FAO Doc. Tech. Pêches*, (201).191p.

**WOYNAROVILH E.1991.**-La reproduction artificiel des poisson d'eau chaud :manuel de vulgarisation FAO. Doc. Tech. Pêches 191-201p.

### **Références Electroniques**

[http : //www.Les Koïs japonais.com/Pdf](http://www.LesKoïsJaponais.com/Pdf)

[http : //www.truffaut.com/Pdf](http://www.truffaut.com/Pdf)

[http : //www.Les poissons des vosges.com/Pdf](http://www.LesPoissonsDesVosges.com/Pdf)

[http : //www.encyclo.fish.com/pdf](http://www.encyclo.fish.com/pdf)

[http : //fr.wikipedia.org/wiki/Cyprinus\\_Carpio/Pdf](http://fr.wikipedia.org/wiki/Cyprinus_Carpio/Pdf)



**Annexes**



**Annexes 01 :**

**Tableau n°01 :** Les mesures de température, pH et O<sub>2</sub> du mois de Mars

<b>mois de Mars</b>			
<b>Jour</b>	<b>T°</b>	<b>pH</b>	<b>O<sub>2</sub></b>
06-03-2019	28	7.2	4.6
07-03-2019	28.1	7.5	4.62
08-03-2019	27.9	7.3	4.88
09-03-2019	27.6	7	4.98
10-03-2019	28	7.4	5
11-03-2019	28.2	7.5	5.03
12-03-2019	27.9	7.5	5.1
13-03-2019	27.9	6.9	5.14
14-03-2019	27.6	6.9	5.17
15-03-2019	27.8	7.2	5.22
16-03-2019	27.8	7.2	5.25
17-03-2019	27.9	7.1	5.33
18-03-2019	27.9	7.1	4.99
19-03-2019	28	7.4	4.76
20-03-2019	28	7.4	4.6
21-03-2019	28.2	7.5	4.5
22-03-2019	28.4	6.9	4.55
23-03-2019	28	6.9	4.23
24-03-2019	27.9	6.8	4.21
25-03-2019	27.8	7	4.19
26-03-2019	27.9	7.1	4.15
27-03-2019	28	7.1	4.11
28-03-2019	28.1	7.1	4
29-03-2019	28	6.9	4.1
30-03-2019	27.9	6.9	4.11
31-03-2019	28	7	4.11

**Tableau n°02 :** Les mesures de température, pH et O<sub>2</sub> du mois d'Avril

<b>mois d'Avril</b>			
<b>Jour</b>	<b>T°</b>	<b>pH</b>	<b>O<sub>2</sub></b>
01-04-2019	26.6	6.7	5.37
02-04-2019	26.9	6.6	4.62
03-04-2019	26.1	6.6	5.17
04-04-2019	26.6	6.6	4.61
05-04-2019	26.5	6.5	4.71



06-04-2019	26.4	7.7	5.44
07-04-2019	26.3	7.1	5.33
08-04-2019	25.8	7	4.9
09-04-2019	26.3	6.8	4.99
10-04-2019	26.8	6.7	4.6
11-04-2019	26.8	7.2	4.66
12-04-2019	26.4	6.8	4.7
13-04-2019	26.5	6.7	4.71
14-04-2019	27	6.9	4.75
15-04-2019	27.1	6.8	5
16-04-2019	26.6	7.9	5.02
17-04-2019	25.6	7.2	5.15
18-04-2019	25.3	6.9	5.23
19-04-2019	26.2	6.8	4.98
20-04-2019	26.9	6.7	4.92
21-04-2019	26.8	7.6	4.92
22-04-2019	26.4	7.2	4.8
23-04-2019	24.9	7	4.75
24-04-2019	25.9	6.9	4.74
25-04-2019	26.5	6.8	4.65
26-04-2019	26.5	7.1	4.59
27-04-2019	26.2	7.4	4.58
28-04-2019	25.5	7.2	4.6
29-04-2019	25.6	7.1	4.61
30-04-2019	26.5	7.1	4.6

**Tableau n°03** : Les mesures de température, pH et O<sub>2</sub> du mois de Mai

<b>mois de Mai</b>			
<b>Jour</b>	<b>T°</b>	<b>pH</b>	<b>O<sub>2</sub></b>
01-05-2019	26.6	7.5	4.9
02-05-2019	26.9	7.2	4.99
03-05-2019	25.9	7.4	5.11
04-05-2019	25.5	7.4	5.15
05-05-2019	25	7.5	5.23
06-05-2019	25	7.3	4.62
07-05-2019	25	7.2	5.2
08-05-2019	24.3	7.1	5.05
09-05-2019	24.5	7	5.26
10-05-2019	24.3	7.3	4.79
11-05-2019	24	7.3	4.71
12-05-2019	24	7.5	5.3



13-05-2019	24	7.5	5.18
14-05-2019	24	7.4	5.27
15-05-2019	24.3	7.4	5.66
16-05-2019	25	7.1	5.44
17-05-2019	25.1	6.9	5.25
18-05-2019	24.8	7	5.03
19-05-2019	23.9	7.1	5.41
20-05-2019	24.1	7.2	5.7
21-05-2019	24.3	7.2	5.33
22-05-2019	25.6	7.4	5.54
23-05-2019	26.4	7.3	5.4
24-05-2019	26.8	7.5	5.41
25-05-2019	25.6	7.3	5.65
26-05-2019	23.8	7.1	4.76
27-05-2019	23.9	7.2	5.1
28-05-2019	24.6	7.1	4.45
29-05-2019	24.4	7.2	5.16
30-05-2019	24.5	7.2	4.64
31-05-2019	23.5	7.3	5.26

**Tableau n°04** : Les mesures de température, pH et O<sub>2</sub> du mois de Juin

<b>mois de Juin</b>			
<b>Jour</b>	<b>T°</b>	<b>pH</b>	<b>O<sub>2</sub></b>
01-06-2019	23.1	7	6.1
02-06-2019	24.2	7.1	6.1
03-06-2019	24.6	7.2	5.87
04-06-2019	25	7.2	5.8
05-06-2019	25	7.1	5.6
06-06-2019	25	7	4.9
07-06-2019	27	7.1	4.91
08-06-2019	30.3	7.2	4.56
09-06-2019	31.1	7.5	4.6
10-06-2019	31.1	7.3	5.2
11-06-2019	29.1	7.3	5.15
12-06-2019	27.5	7.3	5.6
13-06-2019	28.6	7.2	5.66
14-06-2019	30.6	7.5	4.98
15-06-2019	30.5	7.4	5.1
16-06-2019	29.6	7.3	5
17-06-2019	30.4	7.3	5.1
18-06-2019	29.4	7.1	5.1



19-06-2019	28.9	7.2	5.2
20-06-2019	29.1	7.3	4.56
21-06-2019	27.5	7.3	4.6
22-06-2019	28.6	7.2	5.2
23-06-2019	30.6	7.5	5.15
24-06-2019	30.5	7.4	5.6
25-06-2019	29.6	7.3	5.2
26-06-2019	29.7	7.2	5.4
27-06-2019	30	7.1	6
28-06-2019	30.2	7.3	5.98
29-06-2019	30.4	7	5.9
30-06-2019	29.9	7.1	5.84

**Tableau n ° 05 :** Température de l'eau d'élevage des géniteurs de *Cyprinus Carpio Carpio* de premier essai

<b>1<sup>ère</sup> essai de reproduction</b>					
<b>les heures de suivi</b>	<b>m1</b>	<b>m2</b>	<b>f1</b>	<b>f2</b>	<b>f3</b>
<b>1ère heure</b>	26.18	26.5	26.47	26.32	26.6
<b>2ème heure</b>	26.42	26.82	26.38	25.84	26.88
<b>3ème heure</b>	25.65	27.12	27.06	26.58	26.61
<b>4ème heure</b>	25.5	27.36	27.22	26.6	26.69
<b>5ème heure</b>	26.44	26.97	26.24	25.32	26.87
<b>6ème heure</b>	26.21	26.59	25.92	24.98	26.53
<b>7ème heure</b>	26.24	26.51	25.67	25.05	26.51
<b>8ème heure</b>	26.62	26.95	25.44	25.07	26.91
<b>9ème heure</b>	26.88	27.06	25.09	24.98	27.04
<b>10ème heure</b>	26.24	26.5	25.67	25.05	26.51
<b>11ème heure</b>	26.62	26.95	25.44	25.07	26.91
<b>12ème heure</b>	26.52	26.79	25.46	25.04	26.77
<b>Moyenne</b>	26.2933333	26.8433333	26.005	25.4916667	26.7358333
<b>Ecarte type</b>	0.39488395	0.27694218	0.67458405	0.03714835	0.18436418





**Tableau n°06 :** Température de l'eau d'élevage des géniteurs de *Cyprinus Carpio Carpio* de deuxième essai

<b>2<sup>ème</sup> essai de reproduction</b>				
<b>les heures de suivi</b>	<b>m1</b>	<b>m2</b>	<b>f1</b>	<b>f2</b>
<b>1ère heure</b>	28.6	28.6	28.6	28.6
<b>2ème heure</b>	28	28.5	28.7	28.7
<b>3ème heure</b>	27.6	28	28.6	27.7
<b>4ème heure</b>	27.5	28.2	28.2	28.2
<b>5ème heure</b>	28.1	28.1	28.1	28.4
<b>6ème heure</b>	28.7	29.1	28.8	29
<b>7ème heure</b>	28.6	28.9	28.4	28.9
<b>8ème heure</b>	28	28.1	28.2	28.1
<b>9ème heure</b>	27.5	28.1	27.7	28.1
<b>10ème heure</b>	27.9	27.7	27.7	27.7
<b>11ème heure</b>	28.9	28.3	28.9	28.7
<b>12ème heure</b>	28.9	28.1	28	28
<b>Moyenne</b>	28.1916667	28.3083333	28.325	28.3416667
<b>Ecarte type</b>	0.52821885	0.39876704	0.40704032	0.44201673

**Tableau n°07 :** Température de l'eau d'élevage des géniteurs de *Cyprinus Carpio Carpio* de troisième essai

<b>3<sup>ème</sup> essai de reproduction</b>			
<b>les heures de suivi</b>	<b>m1</b>	<b>f1</b>	<b>f2</b>
<b>1ère heure</b>	24	24.3	24.2
<b>2ème heure</b>	24.1	24.1	24.1
<b>3ème heure</b>	24	24	24
<b>4ème heure</b>	24.3	24	24.3
<b>5ème heure</b>	24.2	24.2	24
<b>6ème heure</b>	24.12	24.12	24.12
<b>7ème heure</b>	24.1	24.1	24.2
<b>8ème heure</b>	24.2	24.3	24.1



<b>9ème heure</b>	24.2	24.2	24.1
<b>10ème heure</b>	24	24	24
<b>11ème heure</b>	24.2	24.1	24.3
<b>12ème heure</b>	24.1	24.1	24.1
<b>Moyenne</b>	24.1266667	24.1266667	24.1266667
<b>Ecarte type</b>	0.09623204	0.10525582	0.10525582

**Tableau n°08** : Les mesures des tailles et des poids des alevins durant l'expérience (45J).

Nombre des espèces	1ère mesure (0J)		2ème mesure (15J)		3ème mesure (30J)		4ème mesure (45J)	
	le poids	la taille	le poids	la taille	le poids	la taille	le poids	la taille
1	0.0024	0.5	0.015	0.9	0.048	1.6	0.02	1.1
2	0.0025	0.5	0.017	0.9	0.048	1.6	0.02	1.2
3	0.0025	0.5	0.017	0.9	0.049	1.7	0.02	1.2
4	0.0025	0.5	0.017	0.9	0.049	1.7	0.02	1
5	0.0025	0.5	0.018	0.9	0.051	1.8	0.02	1
6	0.0025	0.5	0.018	0.9	0.051	1.8	0.02	1.4
7	0.0025	0.5	0.018	0.9	0.052	1.8	0.03	1.6
8	0.0025	0.5	0.019	0.9	0.052	1.8	0.03	1.6
9	0.0026	0.5	0.019	0.9	0.06	1.8	0.04	1.8
10	0.0026	0.5	0.019	0.9	0.061	1.8	0.04	1.8
11	0.0026	0.5	0.021	1.1	0.061	1.8	0.04	1.7
12	0.0026	0.5	0.021	1.1	0.072	1.8	0.05	1.8
13	0.0027	0.5	0.021	1.1	0.071	1.8	0.05	1.8
14	0.0027	0.5	0.022	1.1	0.07	1.8	0.05	1.8
15	0.0027	0.5	0.022	1.4	0.07	1.8	0.05	1.8
16	0.0027	0.5	0.023	1.4	0.07	1.8	0.06	1.8
17	0.0027	0.5	0.025	1.4	0.077	1.8	0.06	1.9
18	0.0028	0.5	0.032	1.4	0.054	1.8	0.06	1.7
19	0.0028	0.5	0.033	1.6	0.056	1.8	0.08	2.3
20	0.0028	0.5	0.035	1.6	0.056	1.8	0.08	2.3
21	0.0028	0.5	0.036	1.6	0.056	1.8	0.09	2.1
22	0.0028	0.5	0.036	1.6	0.056	1.8	0.09	2.3
23	0.0028	0.5	0.037	1.6	0.058	1.8	0.09	2.1
24	0.0028	0.5	0.037	1.6	0.058	1.8	0.09	1.8
25	0.0028	0.5	0.038	1.6	0.058	1.8	0.1	2
26	0.0028	0.5	0.039	1.6	0.058	1.8	0.1	2.1



## Annexes

27	0.0029	0.5	0.041	1.6	0.058	1.8	0.1	2
28	0.0029	0.5	0.041	1.6	0.058	1.8	0.1	2
29	0.0029	0.5	0.041	1.6	0.059	1.8	0.1	2
30	0.0029	0.5	0.041	1.6	0.059	1.8	0.11	2
31	0.0029	0.5	0.041	1.6	0.059	1.8	0.11	2.1
32	0.0029	0.5	0.041	1.6	0.061	1.8	0.11	2.1
33	0.003	0.5	0.041	1.6	0.061	1.8	0.11	2.1
34	0.003	0.6	0.042	1.6	0.061	1.8	0.11	2
35	0.003	0.6	0.042	1.6	0.061	1.8	0.11	2
36	0.0031	0.6	0.042	1.6	0.062	1.8	0.11	2
37	0.0031	0.6	0.042	1.6	0.062	1.8	0.11	2.1
38	0.0031	0.6	0.042	1.6	0.062	1.8	0.11	2
39	0.0031	0.6	0.042	1.7	0.062	1.8	0.11	2.1
40	0.0031	0.6	0.042	1.7	0.062	1.8	0.12	2.2
41	0.0032	0.6	0.042	1.7	0.073	1.8	0.12	2.1
42	0.0032	0.6	0.042	1.7	0.077	1.8	0.13	2.2
43	0.0032	0.6	0.042	1.7	0.077	1.8	0.13	2.2
44	0.0032	0.6	0.042	1.7	0.077	1.8	0.14	2.3
45	0.0032	0.6	0.042	1.7	0.08	1.8	0.14	2.3
46	0.0032	0.6	0.042	1.7	0.08	1.8	0.15	2.3
47	0.0034	0.6	0.042	1.7	0.08	1.8	0.15	2.4
48	0.0035	0.6	0.042	1.7	0.09	1.8	0.16	2.5
49	0.0035	0.6	0.042	1.7	0.09	1.8	0.17	2.5
50	0.0035	0.6	0.042	1.7	0.09	1.8	0.19	2.6
51	0.0035	0.6	0.043	1.7	0.09	1.8	0.19	2.6
52	0.0035	0.6	0.043	1.7	0.09	1.8	0.2	2.8
53	0.0035	0.6	0.043	1.7	0.09	1.8	0.21	2.8
54	0.0035	0.6	0.043	1.7	0.09	1.8	0.22	2.9
55	0.0036	0.6	0.043	1.7	0.1	1.8	0.22	2.9
56	0.0037	0.6	0.043	1.7	0.1	1.8	0.25	2.7
57	0.0038	0.6	0.043	1.7	0.11	1.8	0.25	2.7
58	0.0038	0.6	0.045	1.7	0.11	1.9	0.25	2.7
59	0.0038	0.6	0.045	1.8	0.12	1.9	0.34	3.4
60	0.004	0.6	0.048	1.8	0.13	1.9	0.48	3.8
<b>Moyenne</b>	0.003	0.545	0.034	1.476	0.070	1.795	0.116	2.106
<b>Ecart type</b>	0.0004	0.050	0.010	0.303	0.0187	0.046	0.083	0.525



**Annexes 02 :**



**Le matériel utilisé durant toute l'expérience**



**Figure n° 01 :** Les poissons dans des bacs de transport



**Figure n°02 :** Les bassins de séparation des mâles et des femelles



**Figure n° 03 :** Balances pour les mesures



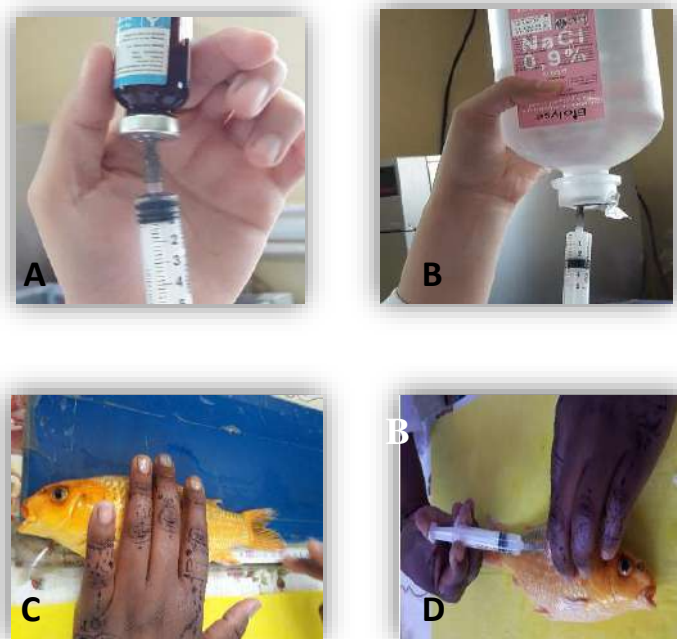
**Figure n° 04 :** Photo d'acclimatation du poisson



**Figure n° 05 :** Epuisette pour capture du poisson et tuyau de siphonage



**Figure n° 06 :** Quelques produits utilisés durant l'expérience



**Figure n° 07 :** L'utilisation d'hormone (A, B, C, D) ; A : La dose hormonale, B : La dilution, C : Mesure de taille, D : L'injection intramusculaire



Les objectifs de la station d'étude :



Développement des zones rurales par l'intégration de l'aquaculture dans les activités agricoles ;



Valorisation de la production aquacole et la préservation des espèces autochtones ;



Participation à la valorisation des productions aquacoles et agricoles ;



Maîtrise de l'élevage des organismes aquatiques d'intérêt économique ;



Acquérir de nouvelles connaissances en matière de valorisation des ressources naturelles jusqu'à très peu étudiées. ;



Impulser l'activité piscicole par la production d'alevins dans les premiers temps ;



Offrir un support pédagogique pour la formation d'une main d'œuvre qualifiée pour répondre aux besoins des investisseurs. ;



Maitriser des techniques et des procédés de culture des micro- algues en général et de la spiruline en particulier ;



Etablir une méthode simple pour transférer les résultats de la recherche du laboratoire vers le terrain d'application.

Elle est composée de 3 compartiments : Un bloc administratif, Une écloserie et Un laboratoire.

### 1. L'écloserie

La station se compose de 2 écloséries :



**Une grande écloserie :** Fonctionne en système ouvert ou fermé et est équipée de 10 raceways rectangulaires d'une longueur de 4,4 m, une largeur de 0,81 m et de 0,80 m de profondeur et 8 raceways circulaires d'un rayon de 1,86 m et d'une hauteur de 0,8 m, avec un volume d'eau de 1,6 m<sup>3</sup>.



**Figure n°08 :** Photo de la grande écloserie



**Une petite écloserie :** Fonctionne en système ouvert ou fermé pour le poisson chat et est équipée de 12 aquariums et de 4 bouteilles de Zoug.



**Figure n°09 :** Photo de la petite écloserie

## 2. Laboratoire

Divisé en 2 compartiments : une salle pour la culture algues, destinée à l'élevage de la spiruline, laboratoire standard.



**Figure n°10 :** Photo de la première salle (A) ; le deuxième l'laboratoire standard(B).





### **3. Block administratif**

Il se compose de 3 bureaux, d'une salle de conférences, et un magasin.



**Figure n°11 : Photo de block administratif**



### **La daphnie :**

On appelle puce d'eau est un invertébré dulcicole de moins de **6 mm**. Il fait partie de l'ordre des cladocères. Son corps est latéralement plat est couvert par une carapace transparente. On peut facilement observer ses organes internes à l'aide d'un microscope stéréoscopique.

Les daphnies colonisent les étangs, les lacs, les rivières. Elles ont une préférence pour les eaux lentes pourvues en végétation riveraine. Elles se nourrissent principalement d'algues microscopiques, de protozoaires et de bactéries en utilisent leurs appendices thoraciques pour capturer les particules de nourriture en suspension dans l'eau (centre d'expertise en analyse environnementale, **2000**). La valeur nutritive des daphnies est de tout premier ordre et surtout constitue une nourriture vivante pouvant convenir autant aux alevins de poissons qu'aux adultes de **6 à 7 cm** ainsi qu'à certains invertébrés.



---

<b>Table de matières</b>	Page
Introduction.....	1
<b>Généralités sur <i>Cyprinus Carpio Carpio</i></b>	
I. Généralités sur la carpe koi .....	5
I. 1. Historique .....	5
I. 2. Description de l'espèce <i>Cyprinus Carpio Carpio</i> .....	6
I. 3. Morphologie .....	6
I. 3. 1 Morphologie externe .....	6
I. 3. 2 Morphologie interne .....	7
I. 4. Systématique .....	8
I. 5. Ecologie .....	8
I. 5. 1. Habitat .....	8
I. 5. 2. Répartition géographique.....	8
I. 5. 3. Régime alimentaire .....	9
<b>Matériels et Méthodes d'études</b>	
II. Matériel et méthodes .....	10
II. 1. Matériels d'étude.....	10
II. 1.1. Présentation du milieu d'étude et infrastructure d'élevage.....	10
II. 2. Matériel biologique .....	11
II. 2. 1. Présentation de l'espèce cible .....	11
II. 2. 2. Origine et sélection des géniteurs .....	11
II. 2. 2. 1. Origine des géniteurs .....	11
II. 2. 2. 2. Sélection des géniteurs .....	12
II. 2. 2. 3. Adaptation des géniteurs .....	13
II. 3. Protocole expérimental .....	14
II. 3. 1. Matériel utilisé .....	14
II. 3. 1. 1. Aquarium .....	15
II. 3. 1. 2. Pompe à air et pompe à eau .....	16
II. 3. 1. 3. Multi paramètre .....	16
II. 4. Induction de ponte .....	17
II. 4. 1. Préparation des géniteurs .....	17
II. 4. 2. Injection des géniteurs .....	17
II. 4. 2. A. Le premier essai .....	18
II. 4. 2. B. Deuxième essai .....	19
II. 4. 2. C. Le troisième essai .....	19
II. 5. Prélèvement des gamètes .....	20
II. 5. 1. Prélèvement des ovules .....	20
II. 5. 2. Prélèvement de la laitance .....	21
II. 6. Fécondation .....	21
II. 7. Elimination de l'adhésivité .....	22
II. 8. Incubation .....	23
II. 9. Éclosion .....	24

---



## *Table des matières*

---

	Page
II. 10. Alevinage .....	24
II. 10. 1. Alimentation .....	24
II. 10. 1. 1. Cystes d'Artémia .....	24
II. 10. 1. 1. 1. Préparation de l'aliment (décapsulation des cystes d'Artémia).....	25
II. 10. 1. 2. Daphnie .....	25
II. 11. Paramètres zootechniques et indices calculés.....	27
II. 11. 1. Gain de masse corporelle .....	27
II. 11. 2. Croissance individuelle journalière (CIJ) .....	27
II. 11. 3. Taux de croissance spécifique (TCS).....	27
II. 11. 4. Taux de survie .....	28
<b>Résultats et Discussions</b>	
III. Résultats .....	29
III. 1. Suivi de la reproduction .....	29
III. 1. A. Le premier essai .....	29
III. 1. B. Le deuxième essai .....	30
III. 1. C. Le troisième essai .....	32
III. 1. 1. Réponse à la stimulation hormonale .....	33
III. 1. 2. Temps de latence.....	33
III. 1. 3. Fécondation.....	34
III. 1. 4. Eclosion et Développement embryonnaire.....	34
III. 2. Elevage larvaire.....	37
III. 2. 1. Paramètres physico-chimiques.....	38
III. 2. 1. 1. Température .....	38
III. 2. 1. 2. L'oxygène dissous .....	39
III. 2. 1. 3. PH.....	39
III. 3. Alimentation et croissance .....	40
III. 3. 1. La taille et le poids.....	41
III. 3. 2. Les indices calculés.....	42
III. 4. Mortalités.....	43
Conclusion.....	44
Annexes.....	45
Références Bibliographiques.....	

---

## Résumé

L'essai de la reproduction artificielle et du suivi larvaire, de la carpe koi *Cyprinus Carpio Carpio* au niveau du CNRDPA d'Ouargla.

Cette étude est commencée par 12 géniteurs, 7 femelles et 5 mâles, échantillonnés de 3 milieux d'élevage différent (Tipaza, Sétif, Ouargla).

Les poids respectif sont de : 262 g, 356g, 239g, 267.9g, 231g, 537.2g, 449.9g, 240g, 284g, 139.2g, 185.4 g, 330.7g. Les tailles des femelles et des mâles égale respectivement à : 26cm, 27cm, 26cm, 26cm, 28cm, 29cm, 31.2cm, 25 cm, 25.5cm, 23cm, 23.5cm, 29cm. Du milieu d'élevage différent (Tipaza, Sétif, Ouargla).

Dans notre expérience, nous avons utilisé deux types d'aliment vivant : Artémia et Daphnie.

Durant 45 jours de suivi, nous avons obtenue 650 larves avec un poids de 0.0024g à 0.48g, avec un taux de survie =55.38% et de taux de mortalités =44.62%.

Mots clé : reproduction artificielle, *Cyprinus Carpio Carpio*, injection hormonale, suivi larvaire, Artémia, Daphnie.

## Summary

The objective of this work is the realization of the artificial reproduction and rearing test of koi carp *Cyprinus Carpio Carpio* at CNRDPA Ouargla.

This study was started by two brooders, seven females and five males weighing 262 g, 356 g, 239 g, 267.9 g, 231 g, 537.2 g, 449.9 g, 240 g, 284 g, 139.2 g, 185.4 g and 330 g. females and males respectively 26cm, 27cm, 26cm, 26cm, 28cm, 29cm, 31.2cm, 25cm, 25.5cm, 23cm, 23.5cm, 29cm. Different breeding environment (Tipaza, Setif, Ouargla).

In our experience we used two types of Artemia and Daphnia living food.

During 45J follow-up we obtained 650 larvae with a weight of 0.0024g at 0.48g, 55.38% survival rate and 44.62% mortality rate.

Key words: Artificial reproduction, *Cyprinus Carpio Carpio*, hormonal injection, larval control, Artémia, Daphnia.

## الملخص

الهدف من هذا العمل هو تحقيق اختبار التكاثر الاصطناعي وتربية أسماك الكارب كوي *Cyprinus Carpio Carpio* في المحطة التجريبية لتربية المائيات الصحراوية ورقلة.

بدأت هذه الدراسة من قبل اثنين من الحضن، سبع إناث وخمسة ذكور بزنون 262 غرام، 356 غرام، 239 غرام، 267.9 غرام، 231 غرام، 537.2 غرام، 449.9 غرام، 240 غرام، 284 غرام، 139.2 غرام، 185.4 غرام و 330 غرام. الإناث والذكور على التوالي 26 سم، 27 سم، 26 سم، 26 سم، 28 سم، 29 سم، 31.2 سم، 25 سم، 25.5 سم، 23 سم، 23.5 سم، 29 سم. من بيئات تربية مختلفة (تبيازة، سطيف، ورقلة).

في تجربتنا تم استخدام نوعين من الغذاء الحي الأرتيميا و الدافنيا.

خلال 45 يوم من المتابعة، تحصلنا على 650 يرقة بوزن 0.0024 غ إلى 0.48 غ، معدل بقاء 55.38% و معدل وفيات 44.62%.

الكلمات المفتاحية: التكاثر الصناعي، سمك المبروك، الحقن الهرموني، التحكم في اليرقات، ارتيميا، دافنيا.