

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire  
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
جامعة الجيالي بونعامة بخميس مليانة  
Université Djilali Bounaama de Khemis Miliana  
كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الأرض  
Faculté des sciences de la nature et de la vie et des sciences de la terre  
قسم البيئة و المحيط  
Département d'Ecologie et Environnement



**Mémoire de fin d'études**  
En vue de l'obtention de diplôme de **Master**  
**Domaine** : Sciences de la Nature et de la Vie.  
**Filière** : Hydrobiologie marine et continentale.  
**Spécialité** : Hydrobiologie Appliquée.

**Reproduction invasive et non invasive de  
*Cyprinus carpio* ou carpe royale**

**Présenté par :**

- **Kadri Aissa-El Amine**
- **Izouine Abdellatif**

**Devant le jury :**

**HALLOUZ F.**  
**HALFAOUI F.**  
**ROUABAH AEK**  
**MEKHANEG AEK**

**MCAPrésidenteUniv. DBKM**  
**MCBExaminatrice Univ. DBKM**  
**MCAPromoteur Univ. DBKM**  
**MAAExamineurUniv. DBKM**

**Année universitaire : 2022/2023**

## Remerciements

*Avant tout nous remercions Allah le tout puissant qui nous a donné, la patience et le courage pour accomplir.*

### *CE TRAVAIL*

*Nous tenons d'abord à remercier notre encadrant*

*Mr Rouabah Abdelkader*

*Pour son orientation, ses précieux conseils, et ses encouragements.*

*Et notre jury Mme Hallouz et Mme Halfaoui et Mr Mekhaneg*

*Nos profonds remerciements s'adressent à nos parents qui méritent tout le respect pour l'aide apportée tout au long de notre cursus.*

*Merci à tous ce qui a contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.*

## Dédicaces

Je dédie ce mémoire à mes chers parents pour leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leur prière tout au long de mes études

A toute ma famille pour son soutien tout au long de mon parcours universitaire

A mes amis d'enfance et d'étude

A mes chers frères et amis : *Nourredine, Imad, Dhihad, Nadir, Fayçal.*

*Aïssa*

## Dédicaces

Je dédie ce mémoire aux plus chères personnes au monde, à mes parents,  
à qui je dois mon éducation et ma réussite, grâce à leur amour, leur  
tendresse et leur encouragement, qu'Allah les garde pour moi en bonne  
santé

A mes frères et sœur

A mes chers amis *Ilyes, Mahieddine*, et tous mes amis d'étude.

*Abdellatif*

## Table des matières

Introduction générale.....	1
<b>Chapitre 01 : Généralités sur les espèces étudiée</b>	
1-Carpe royale .....	3
1-1-Taxonomie .....	4
1-2-Historique .....	4
1-3-Habitat et biologie .....	5
1-4- Morphologie .....	6
2-La Reproduction .....	8
2-1- Reproduction Naturelle .....	8
2-2- Reproduction Artificielle .....	11
2-2-1- Reproduction Invasive .....	11
2-2-2- Reproduction Non-invasive .....	13
3 - Hormones courantes utilisées dans la reproduction artificielle .....	14
3-1- GnRH .....	14
4-1-Hypothalamus et Hypophyse .....	15
4-2-Les Gonades .....	17
5- Gametogenese.....	18
5-1-Gametes Males (spermatogenèse) .....	18
5-2-Gametes Femelles (Ovogenèse).....	19

6- Embryogenèse .....	21
-----------------------	----

## **Chapitre 02 : Matériel et Méthodes**

1-Présentation de la Ferme .....	23
2-Fabrication des bouteilles de Zoug .....	24
2-1-Fonctionnement des bouteilles de Zoug .....	26
3-Matériel .....	26
4-Protocole expérimentale .....	28
4-1-Préparation des Géniteurs .....	28
4-2-Séparation des Géniteurs (Sexage).....	29
4-3-Anesthésie .....	29
4-4- Mensuration .....	31
4-5-Préparation de la Dose hormonale .....	31
4-6-L'injection .....	32
4-7-Temps de Latence .....	36
4-8-La récolte des gamètes .....	37
4-9-Fécondation des œufs.....	39
4-10-Incubation .....	41
4-11- Développement Embryonnaire .....	42

4-12- Eclosion des œufs .....	43
4-13- Alimentation des Larves .....	43
<b>Chapitre 03 : Résultats et discussion</b>	
1-Résultats .....	46
1-1- Pourcentage spermatozoïdes (invasive et non invasive) .....	48
1-2-Pourcentage d'ovules chez les poissons femelles (invasive et non invasive).....	49
1-3- Taux de survie des larves en présence de contraintes environnementales.....	50
1-4- Courbe du pourcentage de dégradation larvaire .....	51
2- Discussion .....	51
3- Paramètres qui influencent la reproduction des géniteurs et la survie des larves et alevins .....	53
3-1-Qualité d'eau .....	53
3-2- Température .....	53
3-3- Oxygène .....	53
3-4-Pathologie .....	54
4-Conclusion générale.....	54
- Références Bibliographiques.....	57

## Liste des Tableaux

<b>Numéros</b>	<b>Titre</b>	<b>Pages</b>
<b>Tableau 01</b>	L'injection des géniteurs male on méthode invasive.	33
<b>Tableau 02</b>	L'injection des géniteurs femelle on méthode invasive.	34
<b>Tableau 03</b>	L'injection des géniteurs male on méthode non-invasive.	34
<b>Tableau 04</b>	Tableau 4 : L'injection des géniteurs femelle on méthode non-invasive.	35
<b>Tableau 05</b>	Les essais (Les expériences).	37
<b>Tableau 06</b>	Résultat des géniteurs males avec méthode invasive.	46
<b>Tableau 07</b>	Résultat des géniteurs femelles avec méthode invasive.	46
<b>Tableau 08</b>	Résultat des géniteurs male avec méthode non-invasive.	47
<b>Tableau 09</b>	Résultat des géniteurs femelles avec méthode non-invasive.	47

## Listes des Figures

Numéros de figures	Titre de la figure	Pages
<b>Figure 01</b>	Principaux pays producteurs de <i>Cyprinus carpio</i> .	<b>5</b>
<b>Figure 02</b>	Particularités anatomiques du <i>Cyprinus carpio</i> .	<b>7</b>
<b>Figure 03</b>	Reproductions naturelles du poisson d'eau douce.	<b>9</b>
<b>Figure 04</b>	Représente la reproduction artificielle de la carpe commune.	<b>10</b>
<b>Figure 05</b>	Maillons endocrinologiques de la chaîne reliant les stimuli-environnementaux et l'ovulation. Les chiffres encadrés dénotent les stades où une intervention artificielle a réussi~ du moins partiellement~ à provoquer l'ovulation chez des poissons captifs.	<b>13</b>
<b>Figure 06</b>	Schéma qui présente le système endocrine de <i>Cyprinus carpio</i>	<b>15</b>
<b>Figure 07</b>	Schéma théorique de l'évolution de la spermatogenèse - Les paires de chromosomes se séparent au cours de la première division méiotique.	<b>16</b>
<b>Figure 08</b>	Schéma général du déroulement de l'ovogenèse (inspiré de Bromage & Cumaranatunga, 1988)	<b>17</b>
<b>Figure 09</b>	Développement embryonnaire des carpes communes.	<b>19</b>
<b>Figure 10</b>	Photo Satellitaire de la Ferme.	<b>24</b>
<b>Figure 11</b>	Photo du Grande Bassin 900 m <sup>3</sup> .	<b>25</b>
<b>Figure 12</b>	Photo des 3 bassins couverts de 3 m <sup>3</sup> .	<b>25</b>
<b>Figure 13</b>	Les bouteilles de Zoug.	<b>26</b>
<b>Figure 14</b>	Photo de nettoyage de bassin à base de NaCLO	<b>27</b>
<b>Figure 15</b>	Pêches des géniteurs	<b>28</b>
<b>Figure 16</b>	Sélection des géniteurs.	<b>28</b>

<b>Figure 17</b>	Séparation des géniteurs.	<b>29</b>
<b>Figure 18</b>	Photo de l'huile de clous de girofle.	<b>29</b>
<b>Figure 19</b>	Photo de bassins remplis d'eau avec l'huile de clous de girofle pour sédation.	<b>29</b>
<b>Figure 20</b>	Photo du poison avant effet du mélange.	<b>30</b>
<b>Figure 21</b>	Photo du poison après effet du mélange.	<b>30</b>
<b>Figure 22</b>	Déterminer le poids du géniteur.	<b>30</b>
<b>Figure 23</b>	Déterminer la longueur du géniteur.	<b>30</b>
<b>Figure 24</b>	Photo de la GnRH.	<b>31</b>
<b>Figure 25</b>	Préparation la dose hormonale.	<b>31</b>
<b>Figure 26</b>	Photo d'une seringue contient la dose hormonale.	<b>31</b>
<b>Figure 27</b>	L'injection non-invasive.	<b>32</b>
<b>Figure 28</b>	L'injection invasive.	<b>32</b>
<b>Figure 29</b>	Suture de l'orifice génitale.	<b>34</b>
<b>Figure 30</b>	Le marquage.	<b>34</b>
<b>Figure 31</b>	Suture le marquage au niveau nageoire dorsale.	<b>34</b>
<b>Figure 32</b>	Récupérations de la laitance.	<b>36</b>
<b>Figure 33</b>	Récolte des œufs.	<b>37</b>
<b>Figure 34</b>	Mixer le mélange (Œufs + laitance).	<b>38</b>
<b>Figure 35</b>	Préparation du lait pour désagglutination des œufs fécondés.	<b>38</b>
<b>Figure 36</b>	Mixer Le lait avec les œufs fécondés pour désagglutination.	<b>39</b>
<b>Figure 37</b>	Préparation des frayères.	<b>39</b>
<b>Figure 38</b>	Mettre Les œufs féconde dans les frayères.	<b>39</b>
<b>Figure 39</b>	Les œufs féconds.	<b>39</b>
<b>Figure 40</b>	Scoop-image sur le développement embryonnaire.	<b>40</b>
<b>Figure 41</b>	Éclosion des larves.	<b>41</b>

<b>Figure 42</b>	Jaune d'œuf.	<b>42</b>
<b>Figure 43</b>	Première alimentation des larves avec le vitellus ou jaune d'œuf ou <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	<b>42</b>
<b>Figure 44</b>	Reproduction non invasive. Aliment artificiel starter distribué aux larves de <i>Cyprinus carpio</i> .	<b>43</b>
<b>Figure 45</b>	Cercle relatif représente le pourcentage spermatozoïdes (invasive et non invasive)	<b>48</b>
<b>Figure 46</b>	Cercle relatif représente le pourcentage d'ovules chez les poissons femelles (invasive et non invasive)	<b>49</b>
<b>Figure 47</b>	Cercle relatif représente le taux de survie des larves en présence de contraintes environnementales.	<b>49</b>
<b>Figure 48</b>	Courbe du pourcentage de dégradation larvaire	<b>50</b>

## Résumé

Nous entreprenons une étude visant à effectuer des essais sur la reproduction artificielle de la carpe royale en utilisant deux méthodes différentes, à la fois invasives et non invasives. Notre objectif principal est de parvenir à reproduire la carpe royale en stimulant uniquement les récepteurs ovocytaires, sans impliquer l'axe hypothalamo-hypophysio-gonadiques.

Pour mener à bien notre étude, nous avons choisi de travailler à la ferme de M. Boualam Al-adja à Khemis Miliana, en raison de sa proximité avec l'université et de la disponibilité du matériel essentiel pour nos expériences. Les géniteurs que nous avons utilisés étaient le résultat des reproductions des années précédentes et étaient logés dans un grand bassin d'élevage de 900m<sup>3</sup> sur la ferme. Au total, nous avons travaillé avec 10 géniteurs, comprenant 2 mâles et 3 femelles soumis à une stimulation hormonale non invasive, ainsi que 2 mâles et 3 femelles induits par la technique invasive. La dose hormonale utilisée pour stimuler les géniteurs était la même pour les mâles et les femelles, soit 4 mg/kg de poids.

Nous avons obtenu une quantité estimée de 200 g (140 000 larves) pour l'élevage par la méthode invasive et une quantité estimée de 211 g (147 700 larves) pour l'élevage par la méthode non invasive. En combinant les résultats, nous avons obtenu un total de 411 g (287 700 larves). Après l'incubation des œufs, nous avons observé une éclosion d'environ 20% des œufs, ce qui correspond à un total de 57 540 larves. Les résultats de notre étude sont similaires à ceux obtenus par Horvath de l'université de Gôdôlô (Hongrie) qui a utilisé la même technique pour reproduire le sandre (*Lucioperca lucioperca*).

**Mots Clés :** Carpe Royale; invasive ; non invasive ; hypothalamo-hypophysio-gonadique ; larves ; dose hormonale.

## **Abstract**

Our study aims to conduct trials on the artificial reproduction of the royal carp using two techniques, both invasive and non-invasive, with a specific goal of stimulating only the ovocytary receptors without involving the hypothalamo-hypophyseal-gonadal axis.

To achieve this, we chose Mr. Boualam Al-adja's farm in Khemis Miliana as our working location due to its proximity to the university and the availability of essential equipment for our experiments. The broodstock used were the result of previous years' breeding and were kept in a large 900m<sup>3</sup> breeding pond on the farm. In total, 10 broodstock, consisting of 2 males and 3 females, were subjected to non-invasive hormonal stimulation, and also 2 males and 3 females were induced using the invasive technique. The hormonal dose used for stimulating the broodstock was the same for males and females in both techniques, i.e., 4 mg/kg of weight.

We obtained an estimated quantity of 200 g (140,000 larvae) for the invasive breeding and an estimated quantity of 211 g (147,700 larvae) for the non-invasive breeding, resulting in a final combined outcome of 411 g (287,700 larvae). After incubating the eggs, we obtained an estimated hatching rate of 20% of the eggs, which corresponds to a total of 57,540 larvae. The results obtained are similar to those achieved by Horvath from the University of Gôdôlô (Hungary), who used the same technique to reproduce the zander (*Lucioperca luciperca*).

**Keywords:** Royal Carp; invasive, non-invasive; hypothalamo-hypophyseal-gonadal; larvae; the hormonal dose.

## ملخص

نقوم بدراسة تهدف إلى إجراء اختبارات على التكاثر الاصطناعي لسماك الكارب الكبير باستخدام طريقتين مختلفتين، سواء الطرق المعتدلة أو غير المعتدلة. هدفنا الرئيسي هو تكاثر سمك الكارب الكبير عن طريق تحفيز مستقبلات البويضة فقط، دون الاعتماد على المحور الهيبوثالامو-الغدة النخامية-الجيني.

لإتمام هذه الدراسة، قمنا بالعمل في مزرعة السيد بوعلام العاجة في خميس مليانة، بسبب قربها من الجامعة وتوافر المعدات الأساسية لتجاربنا. تم استخدام الآباء والأمهات الناتجين عن التكاثر في السنوات السابقة وتم وضعهم في حوض تربية كبير بسعة 900 متر مكعب في المزرعة. عملنا مع مجموعة من 10 آباء وأمهات، يتضمن 2 ذكور و 3 إناث تعرضوا لتحفيز هرموني غير معتدل، بالإضافة إلى 2 ذكور و 3 إناث تم تحفيزهم باستخدام الطريقة غير المعتدلة. تم استخدام جرعة هرمونية متساوية لتحفيز الآباء والأمهات، حيث تبلغ 4 ملغ/كغ من الوزن.

تم الحصول على كمية تقديرية تبلغ 200 جرام (140,000 يرقات) للتربية بواسطة الطريقة غير المعتدلة، وكمية تقديرية تبلغ 211 جرام (147,700 يرقة) للتربية بواسطة الطريقة المعتدلة. وجمع النتائج، حصلنا على إجمالي يبلغ 411 جرام (287,700 يرقة). بعد حضانة البيض، لاحظنا افتقار حوالي 20% من البيض، مما يعادل إجمالي 57,540 يرقة. نتائج دراستنا مشابهة لتلك التي حصل عليها هورفات من جامعة جودولو في هنغاريا، الذي استخدم نفس التقنية لتكاثر سمك الساندر (Lucioperca).

**الكلمات الرئيسية:** الكارب الملكي. غازي. غير غازي. الغدة النخامية - الغدة التناسلية. يرقات، الجرعة الهرمونية.

## INTRODUCTION GENERALE

L'aquaculture est un domaine qui a une grande importance dans le secteur alimentaire, la teneur en protéines et des Omega 3 des produits aquacoles est indispensable et joue un rôle dans la préservation de la richesse aquatique, composée de l'élevage de poissons de mer, d'eau douce, de crustacés, de mollusques, et d'algues (FAO, 2002).

Plusieurs techniques sont utilisées pour la reproduction des poissons d'élevage. Leur sélection dépend de la biologie de reproduction des espèces concernées, des conditions environnementales locales et des infrastructures disponibles.

Ces techniques peuvent être regroupées en deux catégories : reproduction naturelle et reproduction artificielle (FAO, 2004).

La carpe royale est un poisson d'élevage qui est vraiment profitable car le poisson est omnivore cette espèce utilise la biomasse de certaines niches écologiques (phyto/zoo plancton et benthos). Sa croissance est rapide et peut atteindre des tailles commercialement très importantes dans un court laps de temps.

La reproduction artificielle a été toujours invasive ce procédé d'induction hormonale est contraignant pour le poisson et provoque un stress particulier aux différentes manipulations.

En effet l'utilisation de l'axe hypothalamus-hypophyse et gonades a tendance à provoquer des réactions d'alarme qui font appel aux catécholamines en particulier à l'adrénaline à la noradrénaline voir à l'épinéphrine et la norépinephrine et surtout au cortisol qui parfois provoque un épuisement voire une mortalité.

Dans ce but notre objectif de travail est l'utilisation d'une méthode innovante qui nous permet de cibler directement les récepteurs gonadiques qui va nous permettre d'agir sur la folliculogénèse et la vitellogénèse (théca interne) et provoquer l'ovulation en particulier lorsque l'œuf est en phase dormante et en métaphase II de la méiose II.

Cette nouvelle technique d'induction hormonale utilise en particulier la GnRH qui stimule la Fsh-Lh sans l'activer des autres hormones de la neuro-hypophyse et de l'adénohypophyse.

Elle permet également d'utilisée de nouveau le géniteur stimulé dans les 8jours après la première injection sans risque de mortalité du stress provoqué par une injection invasive qui stimule l'hypothalamus, l'hypophyse et les gonades et qui nécessite un temps de réparation histologique de 2 à 3 mois après la stimulation hormonale.

Pour toutes ses raisons citées ci-dessus nous avons opté pour la technique d'induction non invasive à la ferme Al-adja.Pour la réalisation de notre travail de stimulation hormonale par la GnRh et par la technique dite invasive et non invasive le nombre de géniteurs mâles et femelles était le suivant :

-Au total 10 géniteurs de la carpe royale (*Cyprinus carpio*) ont été utilisé pour les 2 techniques invasive et non invasive.

-Pour la technique invasive 3 femelles d'une moyenne de (3.76 kg) et 2 males d'une moyenne de (2.1 kg) ont fait l'objet d'une stimulation.

-Pour la technique non invasive 3 femelles d'une moyenne de poids (1.26kg) et 2 males d'une moyenne de poids (2.25kg) ont été induit (Poncin *et al.*, 2017).

# **Chapitre 01 : Généralités sur les**

## **Espèces étudiées**

## 1- Carpe royale

Corps puissant, cylindrique ; son dos sombre dessine une courbe continue, ses écailles sont grandes et sont dispersées sur tout le corps, de couleur jaune ocre. La nageoire dorsale, gris-bleu, longue, débute par un rayon fort et denté, se termine à l'aplomb de la nageoire anale qui est courte. La bouche est enveloppée de 4 barbillons charnus. Les flans sont jaune doré à bruns, le ventre blanc jaune [1].

La carpe mesure en moyenne autour de 60 cm de longueur pour environ 5 kg, mais les plus grandes peuvent atteindre 110 cm pour un poids record de 45 kg (parmi les plus grosses carpes du monde).

De plus, la carpe est un poisson intelligent qui apprend vite à se méfier des pièges trop grossiers. Elle s'adapte facilement au milieu extérieur, et est très résistante, même dans des conditions difficiles (sécheresse, gel, etc.).

La carpe est un poisson d'eaux calmes et peu profondes. Elle a tendance à préférer des eaux chaudes, dont la température varie entre 15 et 20 °C, particulièrement en période de frai. Dans ces eaux peu profondes, elle affectionne souvent les herbiers ou le voisinage des arbres immergés.

La présence d'une carpe est facilement reconnaissable : des bulles apparaissent à la surface de l'eau indiquant qu'un poisson est en train de fouiller le fond ; son habitude d'effectuer des sauts spectaculaires est bien connue

## 1-1-Taxonomie [2]

**Règne :** Animalia

**Classe :** Actinopterygii

**Ordre :** Cypriniformes

**Famille :** Cyprinidés

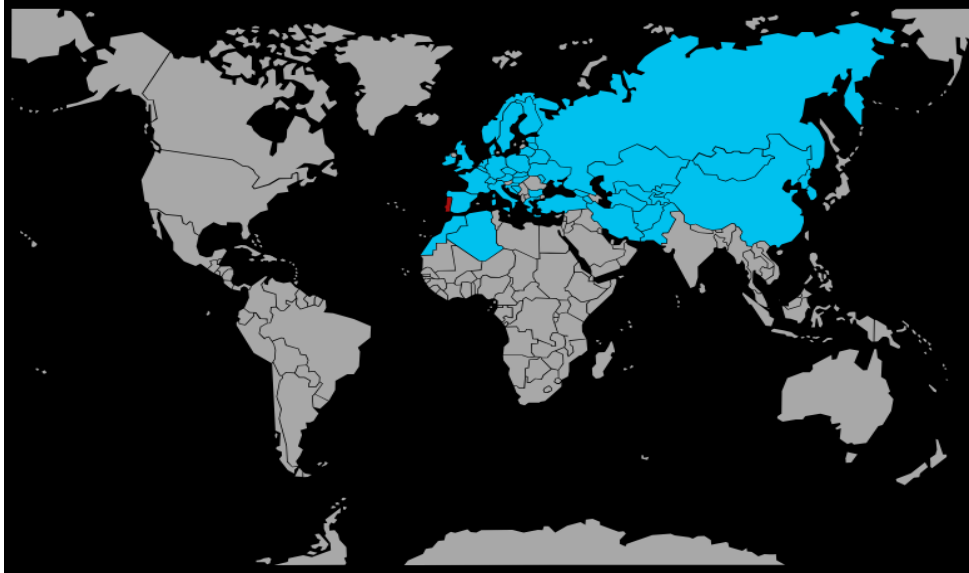
**Sous-famille :** Cyprininae

**Genre :** *Cyprinus*

**Espèce :** *Cyprinus carpio*

## 1-2- Historique

La carpe a joué un rôle culinaire important dans la Rome antique et au Moyen Âge, étant considérée comme un mets de luxe et consommée pendant les périodes de jeûne. Les Romains les conservaient dans des étangs, tandis que les monastères chrétiens construisaient leurs propres étangs à poissons. Les carpes étaient cultivées en monoculture, les plus grandes étant sélectionnées pour la reproduction. Une sélection artificielle non intentionnelle a eu lieu du XIIe au milieu du XIVe siècle, marquant les premiers pas vers la domestication. L'élevage contrôlé en étang a commencé en Europe au XIXe siècle. En Chine, les carpes sont élevées depuis plus de 2 000 ans dans des étangs non vidangeables en utilisant des méthodes d'élevage polyculturelles basées sur une alimentation naturelle. Diverses souches de carpes domestiquées existent en Europe, en Chine et en Indonésie, en attente d'une étude scientifique approfondie (FAO, 2009).



- États producteurs primaires de *Cyprinus carpio*
- États producteurs secondaires de *Cyprinus carpio*
- Pays le plus producteur de *Cyprinus carpio*

**Figure 01.** Principaux pays producteurs de *Cyprinus carpio*[3]

### 1-3- Habitat et biologie

La Carpe royale est une espèce de poisson largement répandue dans le monde, à l'exception de l'Antarctique. Elle est originaire de l'Europe de l'Est et de l'Asie centrale, mais a été introduite avec succès sur tous les continents. La tolérance élevée de la carpe au stress environnemental et ses habitudes alimentaires omnivores la rendent adaptée à l'aquaculture commerciale, mais elle est également très invasive. Les carpes non indigènes sont écologiquement nuisibles aux écosystèmes d'eau douce, entraînant leur dégradation. Dans les lacs et les étangs eutrophes peu profonds, les carpes peuvent provoquer un changement des conditions dominées par les plantes vers un état trouble avec une abondance de phytoplancton. Le comportement alimentaire de la carpe, qui consiste à aspirer la nourriture et les sédiments du fond, peut déraciner ou consommer la végétation submergée. Vit dans les cours d'eau de taille moyenne et inférieure, dans les zones inondées et dans les eaux peu profondes et confinées, telles que les lacs, les lacs en forme de fer à cheval et les réservoirs d'eau.

Les carpes sont principalement des habitants des fonds, mais elles cherchent leur nourriture dans les couches moyennes. Le spectre écologique de la carpe est large. La meilleure croissance est obtenue lorsque la température de l'eau varie entre 23°C et 30°C. Le poisson peut survivre aux périodes hivernales froides. Une salinité allant jusqu'à environ cinq pour cent est tolérée. La plage de pH optimale est de 6,5 à 9,0. L'espèce peut survivre à une faible concentration d'oxygène (0,3-0,5 mg/litre) ainsi qu'à la sursaturation

En Europe, les carpes femelles ont besoin d'environ 11 000 à 12 000 degrés-jours pour atteindre leur maturité dans les zones climatiques tempérées et subtropicales. Les carpes mâles atteignent leur maturité dans une période qui est de 25 à 35 pour cent plus courte. La période de maturité des souches de carpes asiatiques est légèrement plus courte. La ponte des carpes européennes commence lorsque la température de l'eau est de 17-18 °C. Les souches asiatiques commencent à se reproduire lorsque la concentration ionique de l'eau diminue brusquement au début de la saison des pluies. Les carpes sauvages sont des reproductrices partielles. Les carpes domestiquées libèrent tous leurs œufs matures en quelques heures. Après un traitement hormonal, les carpes libèrent leurs œufs mûrs dans une période beaucoup plus courte, ce qui rend possible l'extraction. La quantité d'œufs libérés est de 100 à 230 g/kg de poids corporel. La coquille des œufs devient collante au contact de l'eau (Harvey *et al.*, 1980).

#### **1-4-Morphologie**

La carpe commune présente une nageoire dorsale allongée avec un premier rayon épais et dentelé. Les nageoires ventrales se trouvent à l'arrière des nageoires pectorales. La carpe commune est entièrement recouverte de grandes écailles, avec environ 35 à 40 écailles le long de la ligne latérale. Sa couleur varie du brun avec des reflets dorés, et son ventre est plus clair, allant du blanc crème au jaunâtre.

Les nageoires sont l'équivalent des membres chez les poissons, et les nageoires paires (pectorales et pelviennes) correspondent aux membres des mammifères. En plus des nageoires paires, nous trouvons également des nageoires impaires : la nageoire dorsale, la nageoire caudale et la nageoire anale.

La bouche de la carpe est fonctionnelle, elle est télescopique et fouilleuse. Les dents sont également en bon état de fonctionnement. Le pharynx se trouve juste après la cavité buccale, où les ouvertures des branchies se rencontrent. Ensuite, il y a l'œsophage et l'estomac, qui ont une forme générale en U. Il convient de noter que la digestion chez les poissons est principalement chimique plutôt que mécanique, et que les parois de l'estomac sécrètent des sucs gastriques très actifs. À l'avant de l'intestin, nous trouvons le canal cholédoque qui provient du foie, ainsi que celui du pancréas. Comme chez les mammifères, son rôle principal est de permettre le passage des éléments nutritifs dans le sang. Le foie est une glande brune volumineuse située à l'arrière du cœur et est souvent accompagné d'une vésicule biliaire. L'aspect du foie est souvent utilisé pour évaluer l'état de santé des individus disséqués. La vessie natatoire fait partie de l'appareil digestif et se présente comme une sorte de goitre à la partie supérieure. La vessie joue principalement le rôle d'un appareil hydrostatique, que le poisson comprime plus ou moins selon le niveau qu'il souhaite occuper dans l'eau. L'anus s'ouvre en avant des orifices génito-urinaires et du premier rayon de la nageoire anale. Sa disposition peut varier et il est parfois utilisé pour déterminer le sexe des poissons, par exemple chez les carpes où le mâle a un anus concave tandis que la femelle a un anus convexe et turgescence (Fahima, 2019).

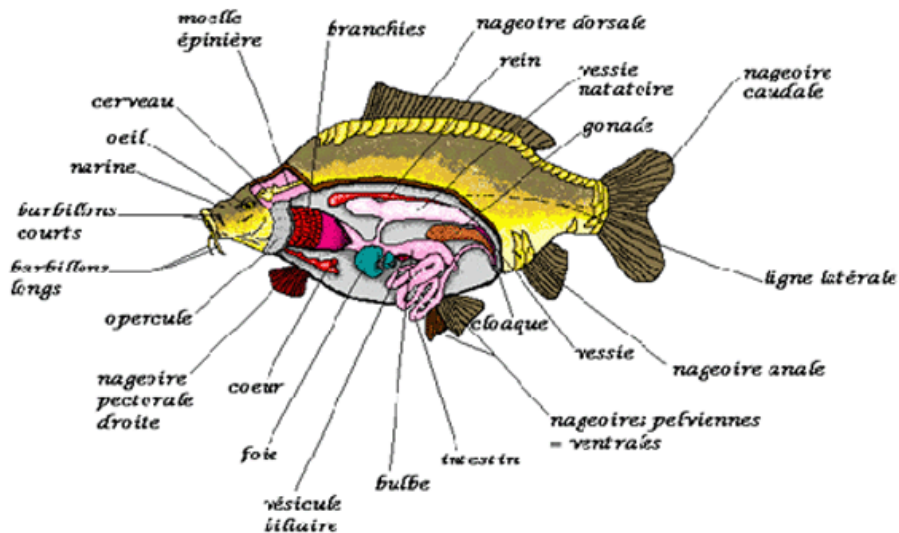


Figure 02. Particularités anatomiques du *Cyprinus carpio*[4]

## 2- La reproduction

### 2-1-Reproduction Naturelle

La carpe se reproduit une fois par ans, tandis qu'une femelle de *Tilapia Oreochromis niloticus* peut se reproduire huit fois par ans (Lacroix, 2004). Une femelle mature peut pondre de 100 000 à 200 000 œufs par kilogramme de poids vif (*Rabelahatra et al, 1992*). Les œufs sont très petits, mesurant entre 1,25 et 1,5 mm de diamètre (*Vivier, 1972*). La proportion des sexes est de 2 à 3 mâles pour une femelle. Les mâles fécondent énergiquement les œufs. Dans leur environnement naturel, les carpes communes fraient en groupe dans les zones nouvellement inondées des lacs et des rizières. La femelle, suivie de près par un ou plusieurs mâles, libère une petite quantité d'œufs qui sont immédiatement fécondés par la laitance du mâle et se collent aux herbes. Le frai dure jusqu'à ce que tous les œufs soient déposés (*Rabelahatra et al, 1992*). Les femelles carpes pondent des œufs collants qui sont déposés sur la végétation aquatique dans la nature (*APDRA, 2009*). Le surpeuplement des reproducteurs en bassin réduit généralement la fécondité des femelles (*Barnabé, 1991*). La carpe se reproduit principalement au début de la saison chaude, de septembre à décembre (*Randriamiarisoa et al, 2000*). La carpe et le carassin doré peuvent s'hybrider, donnant naissance à des individus stériles appelés "carpe de Kollar". Ces poissons, présentant des caractéristiques intermédiaires, sont très résistants et ont une croissance plus lente que la carpe (*Lorgeoux, 2010*) [5].

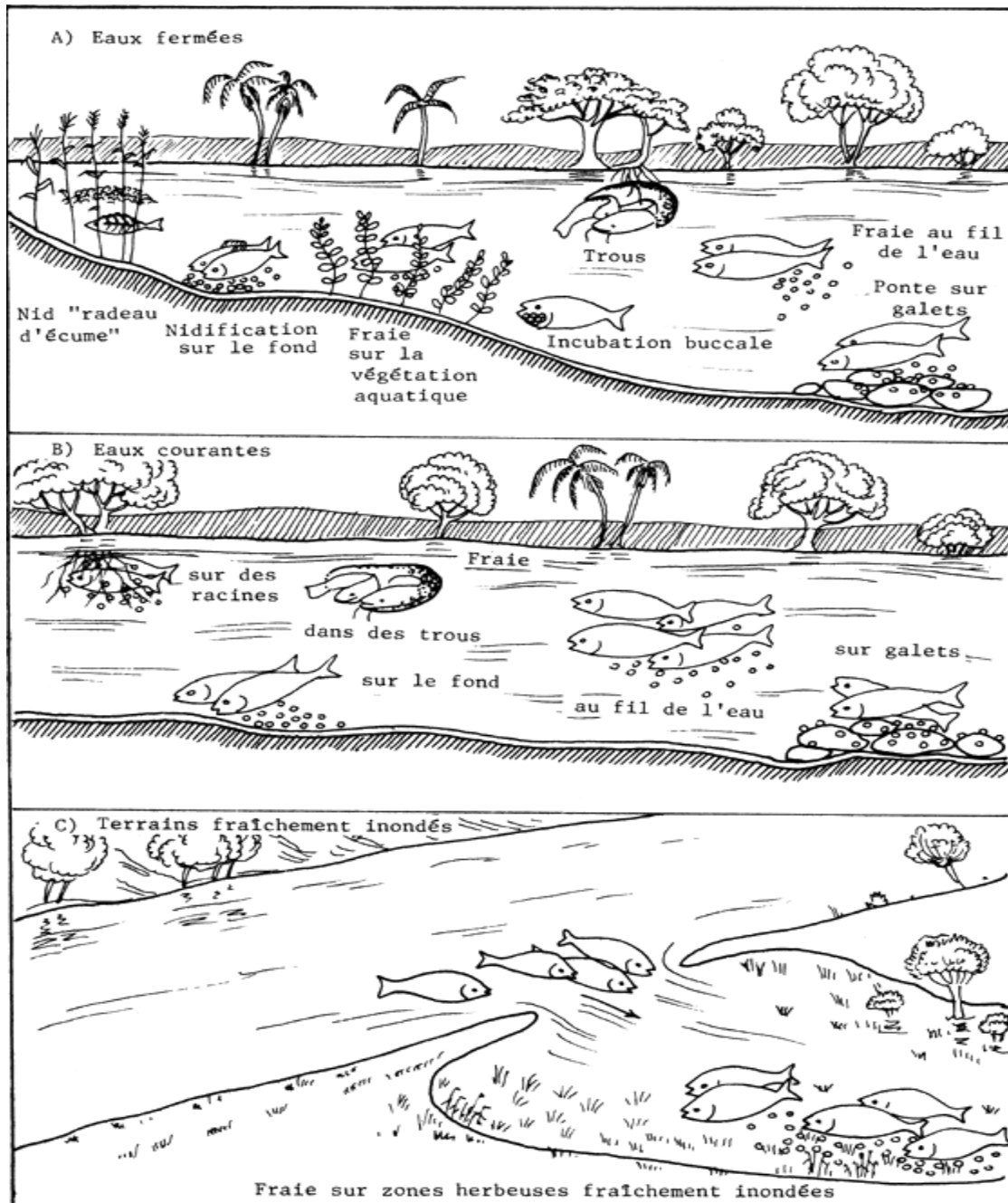


Figure 03. Reproductions naturelles du poisson d'eau douce [6]

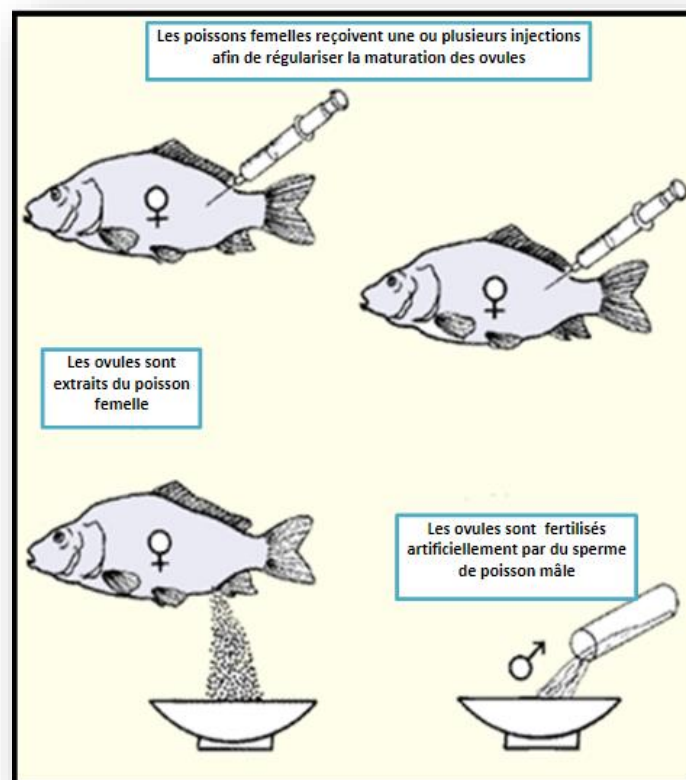
## 2-2- Reproduction Artificielle

### 2-2-1- Reproduction Invasive

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 (FAO, 2018).

La poudre hypophysaire de carpe est la préparation hormonale gonadotrope la plus couramment utilisée et disponible sur le marché (Billar, 1995).

Toutes les étapes se déroulent dans des conditions bien contrôlées au niveau d'une éclosérie (traitement hormonal, stripping, incubation...etc.)(Horvath *et al.*, 2015 ; Fahima, 2019).



**Figure 04.** Reproduction artificielle de la carpe commune (FAO, 2018)

### **2-2-2- Reproduction Non-invasive**

La reproduction non invasive c'est une technique de reproduction récente qui a pour but de stimuler les récepteurs sur les gonades du carpe directement sans la stresser à l'aide d'insertion d'un tube du 0.5 mm de diamantaire est longueur de 5 cm dans l'orifice génital du poisson est donne une dose du GnRH une étude a était faite pour confirmer cette expérience.

Chez les téléostéens, les récepteurs de la GnRH (Gonadotrophine-Releasing Hormone) sont principalement exprimés dans le cerveau et l'hypophyse. Au niveau hypophysaire, ces récepteurs sont présents dans les cellules gonadotropes, mais leur présence a également été observée dans les cellules lactotropes, somatotropes, thyrotropes, corticotropes, mélanotropes et somato-lactotropes (*Illing et al. 1999 ; Pandolfi et al. 2005*). De plus, la distribution tissulaire des récepteurs de la GnRH ne se limite pas au système nerveux central et à l'hypophyse. Ainsi, ces récepteurs sont également exprimés dans les gonades (*Bogerd et al. 2002 ; Tello et al. 2008*), mais aussi dans les branchies, les reins (*Jodo et al. 2003 ; Moncaut et al. 2005*) et les yeux (*Madigou et al. 2000 ; Tello et al. 2008*). Cette large expression des récepteurs de la GnRH suggère un rôle plus étendu de la GnRH que sa simple implication dans la régulation de l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique (Catherine, 2014).

### **3- Hormones courantes utilisées dans la reproduction artificielle**

La reproduction artificielle est basée sur plusieurs traitements hormonaux visant à stimuler la ponte chez les femelles et la spermiation chez les mâles, tels que GnRH, HCG, HMG, ....etc. Ces traitements améliorent ainsi la qualité des gamètes dans le contexte de la reproduction artificielle. Dans cette expérience, la GnRH a été choisie.

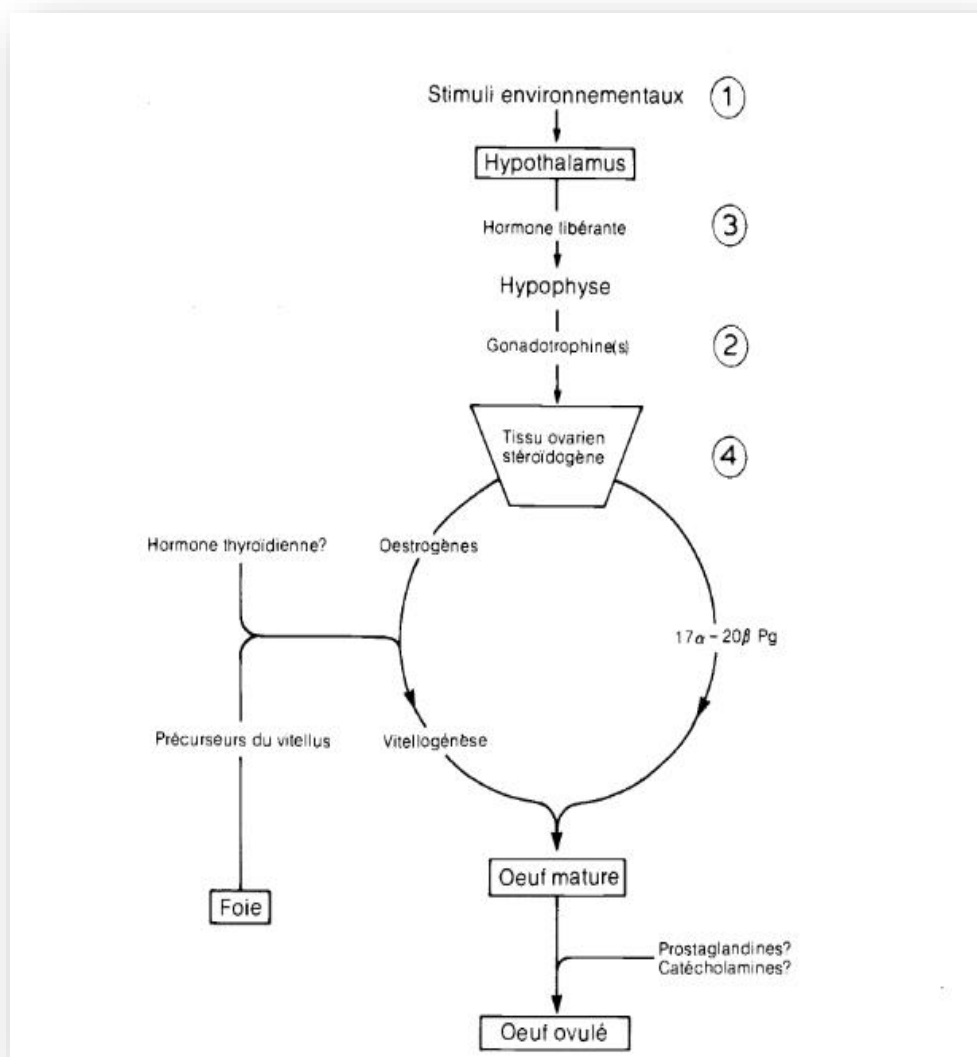
#### **3-1- GnRH**

La GnRH est une neurohormone hypothalamique cruciale pour le contrôle de la reproduction chez les vertébrés. Libérée par l'hypothalamus, elle se lie aux gonadotropes de l'hypophyse, déclenchant la production d'hormone lutéinisante (LH) et d'hormone folliculostimulante (FSH). Ces gonadotrophines régulent la stéroïdogénèse et la gamétogénèse dans les gonades. Des études récentes ont révélé une diversité moléculaire considérable de la GnRH chez les protochordés et les vertébrés. Son rôle de liaison entre le système nerveux et le système reproducteur pourrait avoir évolué chez les invertébrés.

Une meilleure compréhension des fonctions de la GnRH chez les invertébrés est nécessaire pour éclairer l'évolution de la relation GnRH et reproduction (Harvey *et al.*, 1980).

#### **4-1- Hypothalamus et Hypophyse**

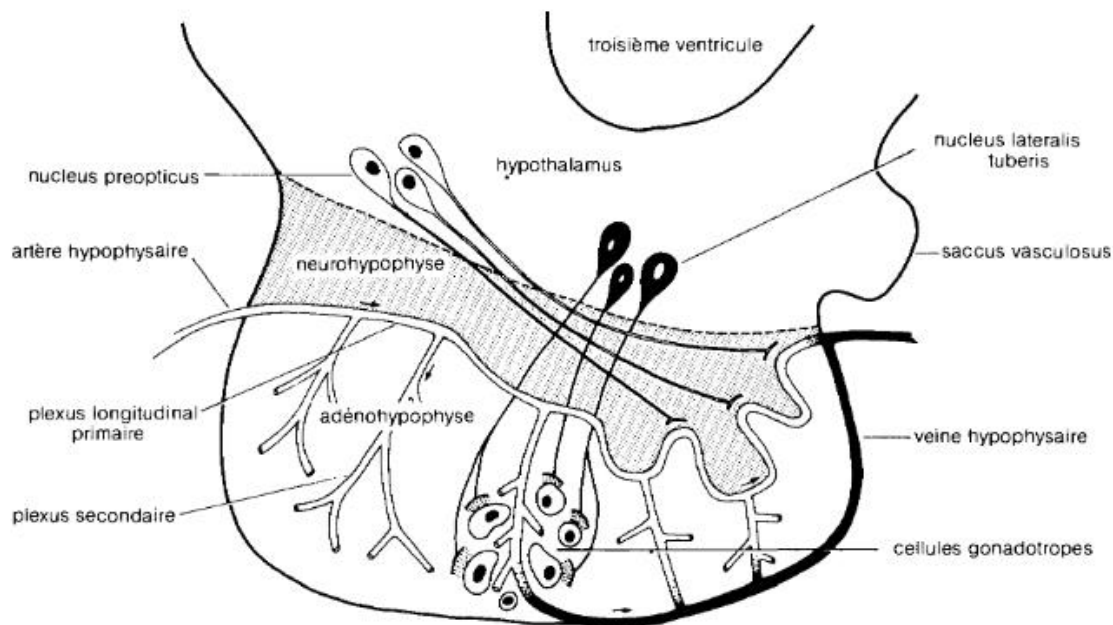
L'adénohypophyse est une glande à la base du cerveau qui produit plusieurs hormones, dont l'hormone gonadotrope, la somatotrophine, la corticotrophine, la prolactine, l'hormone thyroïdienne et l'hormone stimulant les mélanocytes. Elle se subdivise en trois parties : pars distalis rostrale, pars distalis proximale et pars intermedia, reliées à la base du cerveau par la neurhypophyse. Les neurones hypothalamiques de la neurhypophyse sont des cellules neurosécrétrices spécialisées qui libèrent un messager chimique, l'hormone libérante (RH), pour stimuler la production de gonadotrophines. Les gonadotrophines sont ensuite transportées par la circulation sanguine vers les gonades, où elles stimulent la production de stéroïdes sexuels (androgènes, œstrogènes et progestérones) influençant le développement des gonades (Harvey *et al.*, 1980).



**Figure 05.** Maillons endocrinologiques de la chaîne reliant les stimuli environnementaux et l'ovulation. Les chiffres encadrés dénotent les stades où une intervention artificielle a réussi~ du moins partiellement~ à provoquer l'ovulation chez des poissons captifs (Harvey *et al.*, 1980).

## 4-2- Les Gonades

La gamétogénèse proprement dite apparaît dépendante de changements climatiques à long terme (cycle annuel) comme la température ou la photopériode pour certaines espèces ou les 2 associées ; quelquefois avec interaction pour d'autres espèces. Les résultats obtenus sur l'endocrinologie de la reproduction montrent que la gamétogénèse se déroule sous des niveaux circulants de GtH relativement bas, augmentant légèrement vers la fin, ce qui correspond à une sécrétion de type tonique qui est compatible avec ces changements à long terme de l'environnement. Au contraire, la séquence maturation' ovulation, la spermiation et la fraie semblent nécessiter des stimuli plus spécifiques et plus ponctuels, même pour les poissons à reproduction continue. Il s'agit de la période la plus critique du cycle reproducteur. Les stimuli correspondent souvent à un choc thermique ou à la présence de végétation ou de substrat de ponte, et d'autres facteurs. Beaucoup plus variés : pluies, inondations en zones tropicales et équatoriales. Ces stimuli viennent initier la décharge de GtH et induire l'ovulation. En définitive les mécanismes endocriniens et neuroendocriniens vont constituer le lien entre les changements de l'environnement et la fraie. Dans le cas des espèces chez lesquelles le développement embryonnaire est court, la ponte se produit ainsi dans des conditions de milieu plus favorables à la survie des jeunes (Billard *et al.*, 2020).



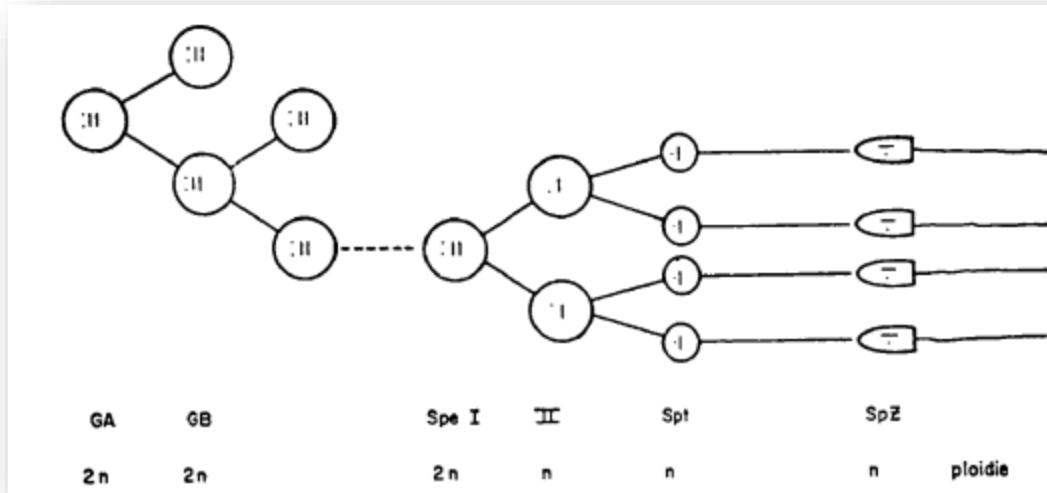
**Figure 06.** Schéma qui présente le système endocrine de la *Cyprinus carpio*.

(Harvey *et al.* 1980)

## 5- Gamétogenèse

### 5-1- Gamètes males (spermatogenèse)

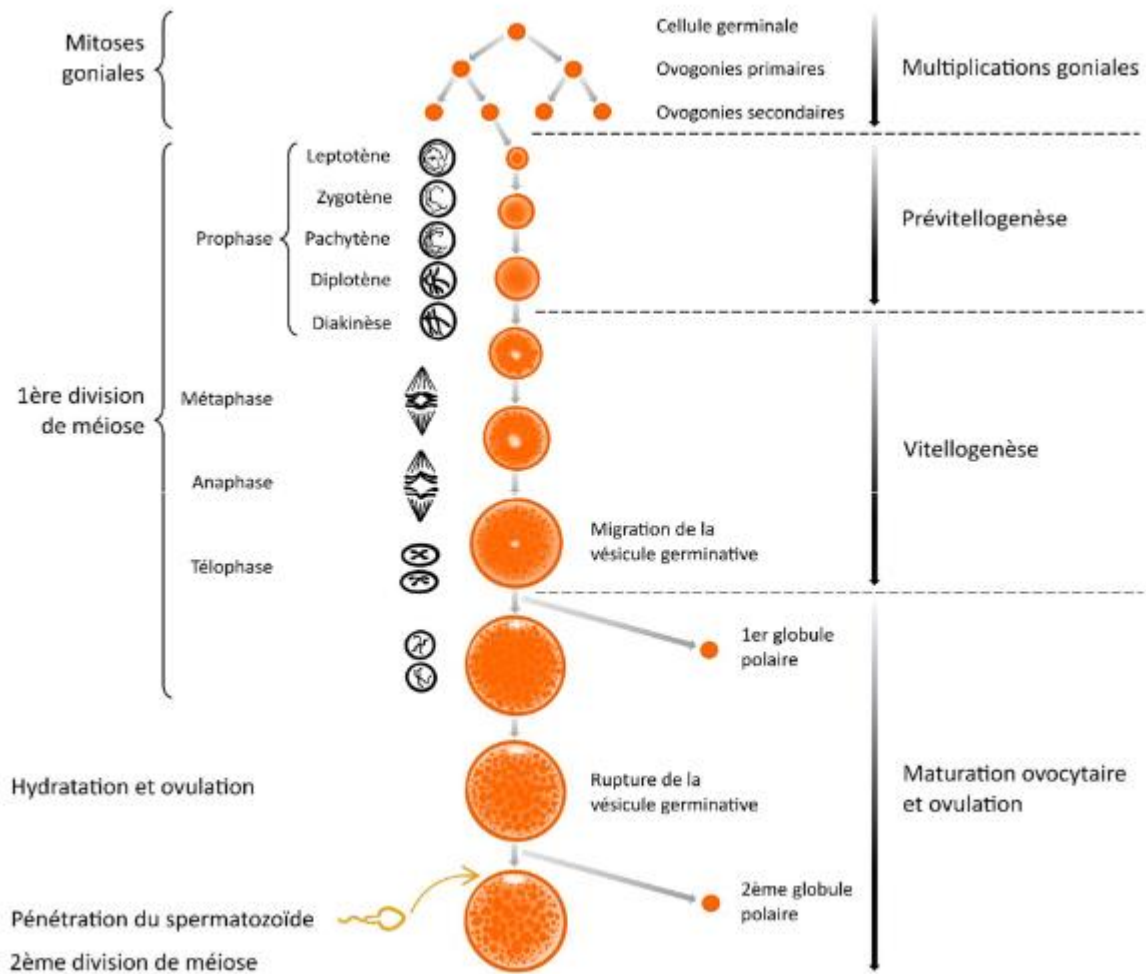
La spermatogenèse est le processus de transformation des spermatogonies en spermatozoïdes. Les cellules de soutien, appelées cellules de Sertoli, jouent un rôle crucial en soutenant les cellules germinales, en transférant les métabolites et les hormones, et en résorbant les cellules en dégradation. La spermatogenèse se déroule dans les tubules testiculaires. Les spermatozoïdes sont transportés par le canal déférent, qui sécrète une partie du liquide séminal, jusqu'à l'orifice urogénital pour l'éjaculation. Les spermatogonies souches se trouvent à la périphérie des lobules testiculaires et se divisent pour donner naissance à d'autres spermatogonies qui entrent dans le processus de spermatogenèse. Les spermatogonies secondaires se regroupent en cystes et se divisent plusieurs fois au début de l'été.



**Figure 07.** Schéma théorique de l'évolution de la spermatogenèse - Les paires de chromosomes se séparent au cours de la première division méiotique (Billard, 1979).

## 5-2- Gamètes Femelles (Ovogenèse)

L'ovogenèse est le processus de transformation de l'ovogonie en ovocyte, avec l'accumulation de vitellus. Les cellules folliculaires participent à ce développement. Après la maturation ovocytaire, l'ovocyte se sépare des cellules folliculaires et devient un ovule par ovulation. Les ovules sont libérés dans l'ovaire et atteignent l'orifice génital par les oviductes. La dynamique de l'ovogenèse chez les poissons n'est pas complètement connue, avec des variations importantes d'une famille à l'autre. Les ovogonies se multiplient et donnent naissance aux ovocytes I, qui subissent la pré-vitellogenèse suivie de la vitellogenèse, avec des modifications cytoplasmiques internes et un apport de matériel hépatique par les cellules folliculaires périphériques (Billard, 1979).



**Figure 08.** Schéma général du déroulement de l'ovogenèse (inspiré de Bromage & Cumaranatunga, 1988) (Emilien, 2021)

## **6- Embryogenèse**

### **6.1-Fécondation**

La fécondation chez le *Cyprinus carpio* est externe, ce qui signifie que les œufs sont fécondés en dehors du corps de la femelle. Le mâle libère son sperme sur les œufs pondus par la femelle.

### **6.2-Segmentation**

Après la fécondation, les œufs subissent une série de divisions cellulaires appelées segmentation. Ces divisions cellulaires successives créent un grand nombre de cellules qui formeront plus tard les différents tissus et organes de l'embryon.

### **6.3- Gastrulation**

Au stade de la gastrulation, les cellules de l'embryon se réorganisent pour former les trois couches germinales principales : l'ectoderme, le mésoderme et l'endoderme. Chaque couche germinale donnera naissance à différents tissus et organes.

### **6.4- Organogenèse**

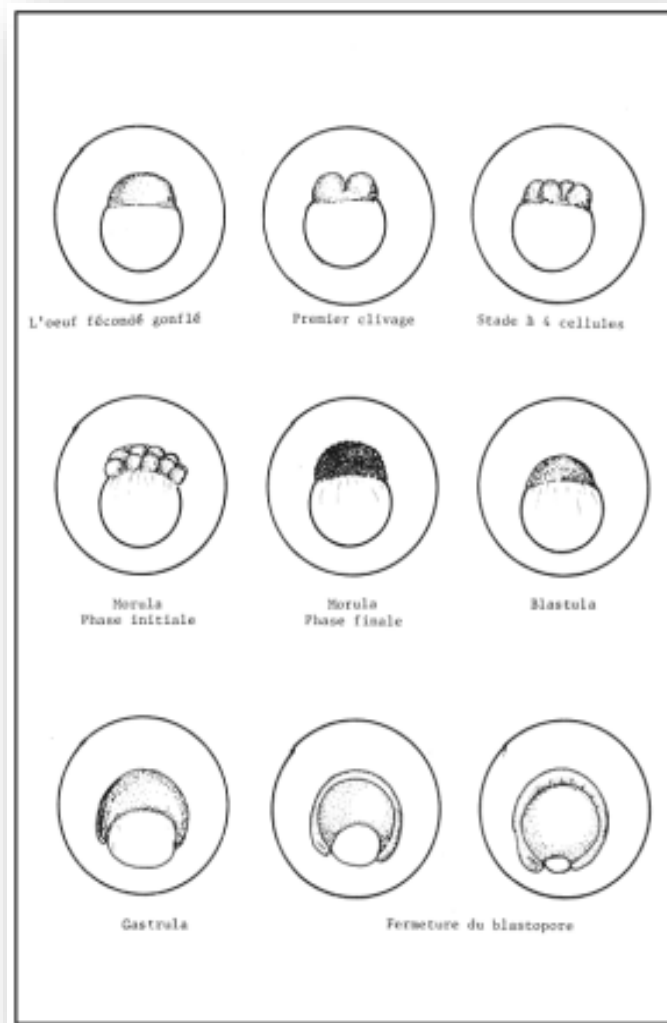
Pendant l'organogenèse, les organes et les structures du corps commencent à se former à partir des couches germinales. Des structures telles que le tube neural, le cœur, les branchies, les nageoires et les organes internes se développent progressivement.

### **6.5- Développement externe**

Les embryons de *Cyprinus carpio* se développent à l'extérieur du corps de la femelle, dans l'eau. Ils sont protégés par une enveloppe appelée chorion, qui fournit une protection mécanique et facilite les échanges gazeux.

## 6.6- Éclosion

Après une période de développement qui varie en fonction de la température de l'eau, les œufs éclosent et libèrent les larves de *Cyprinus carpio*. Les larves sont alors prêtes à commencer leur vie indépendante (Sahoo, 2015).



**Figure 09.** Développement embryonnaire des *Cyprinus carpio* (Raoui, 2019)

# **Chapitre 02 : Matériel et Méthodes**

## **1- Présentation de la Ferme**

Ce travail de recherche nous a permis de faire un suivi de la reproduction artificielle de *Cyprinus carpio* nous utilisons 2 méthodes, invasive et non invasive, pour cela nous avons choisi la ferme de Monsieur Boukera Abbassi Boualem à Adja « Aïn Soltane», durant une période s'étalant du 06/02/2023 au 06/05/2023.

La ferme de Monsieur Boualem à khemis Miliana Adja «Aïn Soltane» se situe selon les coordonnées suivantes 36°13'22.8"N 2°15'46.8"E, avec une superficie de 4ha.

Située à 10km de l'université de Khemis Miliana, cette ferme est destinée à la production de poires, de raisins et d'olives. Elle est dotée d'un bassin d'irrigation de 900m<sup>3</sup> et de 5 bassins couverts dont 2 bassins ont une capacité de 5m<sup>3</sup> et 3 bassins de 3m<sup>3</sup>. Ces bassins sont couverts, thermo régulés et équipés d'un système de vidange et d'un filtre biologique ainsi qu'un traitement par UV. Aussi, les bassins sont alimentés par une nappe souterraine et d'une pompe immergée de 20 l/seconde.

Le choix de ce thème de recherche sur la reproduction artificielle invasive et non invasive est corrélé avec les conditions d'élevage et de reproduction dans la ferme Adja qui nous a encouragés à faire notre étude expérimentale car les conditions d'élevages sont favorables à une réussite de notre travail expérimentale.

Compte tenu du fait que nos résultats un peu mitigés étaient tributaires de la thermo régulation et des conditions climatiques défavorables qui ont inhibés l'embryogenèse le dispositif expérimental ne nous a pas permis de faire des analyses statistiques fiables.



**Figure 10.** Photo Satellitaire de la Ferme (Google Mapp, 2023)

## **2. Fabrication des bouteilles de Zug**

Après la reproduction et afin de réussir l'embryogenèse nous avons conçus des bouteilles de Zug au nombre de 20 en PVC de 8 L de volume encastrées dans des supports en cornière plus un tuyau en plastique de 20mm et un robinet d'arrêt de diamètre de 15X21.

Les bouteilles étaient alimentées par 2 bacs de 500L d'eau suspendus et qui fonctionnaient par gravité ainsi que de 2 motopompes qui réalimentés les 2bacs de stockage de l'eau assurant ainsi l'embryogenèse des œufs pendant 3 jours.



**Figure 11.** Photo du Grande Bassin 900 m<sup>3</sup>(Photo Kadri et Izouine, 2023)



**Figure 12.** Photo de les 3 Bassins couvert de 3m<sup>3</sup>(Photo Kadri et Izouine, 2023)

## 2-1- Fonctionnement des bouteilles de Zoug



**Figure 13.** Bouteilles de Zoug (Photos Kadri et Izouine, 2023)

## 3. Matériel

La ferme est dotée d'un grand bassin d'une capacité 900 m<sup>3</sup> et 5 bassins couverts, dont 2 bassins de 5m<sup>3</sup> et 3 bassins de 3m<sup>3</sup>. Ce sont des bassins en béton et l'eau est thermo-régulée, oxygénée avec des filtres UV et dotée de système de vidange.

Ce Travail nécessite les 3 bassins couverts de 3m<sup>3</sup>.

L'alimentation en eau du bassin de 9m<sup>3</sup> est assurée par une nappe d'eau souterraine alimentée par une pompe immergée d'une capacité de 20L secondes

Avant de procéder à l'opération de la reproduction un nettoyage des bassins et de bacs doit être effectué à l'aide de l'eau et de l'hypochlorite de sodium (NaClO) afin d'éviter la contamination des géniteurs et éventuellement des œufs des frayères.



**Figure 14.** Photo de nettoyage des bassins à base de NaCLO(Photo Kadri et Izouine, 2023)

### **3-1- Matériel Biologique**

Cette expérimentation nécessite un lot composé de 10 géniteurs de Carpe Royale.

-5 géniteurs pour injection invasive dont 3 femelles et 2 mâles.

- 5 géniteurs pour l'injection non-invasive dont 3 femelles et 2 mâles.

## **4- Protocol expérimentale**

### **4-1- Préparation des Géniteurs**

Les géniteurs sont capturés du grand bassin de la ferme d'Al-adja.



**Figure 15.** Pêches des géniteurs

**Figure 16.** Sélection des géniteurs

(Photos Kadri et Izouine, 2023)

#### **4-2- Séparation des Géniteurs (Sexage)**

Après la capture des géniteurs, nous commençons à séparer les mâles et les femelles grâce à des indications macroscopiques qui nous permettent de différencier les mâles et les femelles en particulier grâce au dimorphisme sexuel.

- **Mâle** : libère quelque goutte de laitance lorsqu'il est légèrement comprimé au niveau de l'abdomen.
- **Femelle** : l'orifice génital doit être hypertrophié de couleur « rose / rougeâtre ».



**Figure 17.** Séparation des Géniteurs(Photos Kadri et Izouine, 2023)

#### **4-3- Anesthésie**

Les Carpes sont placées dans un bassin rempli d'eau et l'huilé de clous de girofle (*Eugenia caryophyllata*) afin d'être myorelaxé.



**Figure 18.** Huilé de clous de girofle



**Figure 19.**Bassine remplie d'eau avec  
L'huilé de clous de girofle pour sédation  
(Photos Kadri et Izouine, 2023)

Après avoir mixé le mélange, le poisson est placé à l'intérieur de celui-ci afin que nous obtenions une myorelaxation ou sédation qui permet d'éviter tous les micro-blessures ou stress lors de la manipulation des géniteurs.



**Figure 20.** Poisson du Avant effet du mélange      **Figure 21.** Poisson après effet du mélange

(Photos Kadri et Izouine, 2023)

#### 4-4- La mensuration

Afin de déterminer le poids des géniteurs pour estimer la dose hormonale  $4\text{mg}/1\text{kg}$ , et pour faciliter le marquage.



**Figure 22.** Déterminer le poids du géniteur

**Figure 23.** Déterminer la longueur du géniteur

(Photos Kadri et Izouine, 2023)

#### 4-5- Préparation de la Dose hormonale

Nous avons trouvé une quantité de GnRH puis on la dilue dans une solution physiologique. L'avantage de l'utilisation de GnRH est qu'elle n'a aucun effet néfaste sur l'organisme et que l'induction hormonale peut être répétée quelques jours après.

Contrairement aux autres inducteurs hormonaux qui nécessitent une période de repos, la GnRH peut être de nouveau utilisée sans pour autant inhiber la vitellogénèse et l'ovulation comme c'est le cas avec la Fsh –Lh.



**Figure 24.** GnRH



**Figure 25.** Préparation de la  
dose hormonale



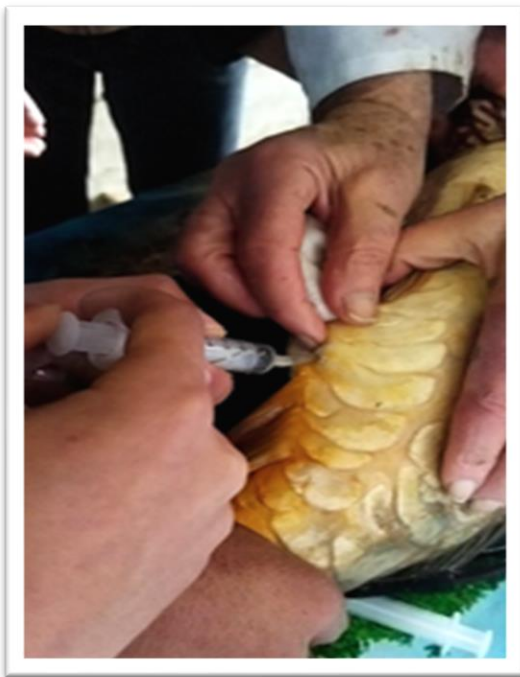
**Figure 26.** Seringue contenant la  
dose hormonale

(Photos Kadri et Izouine, 2023)

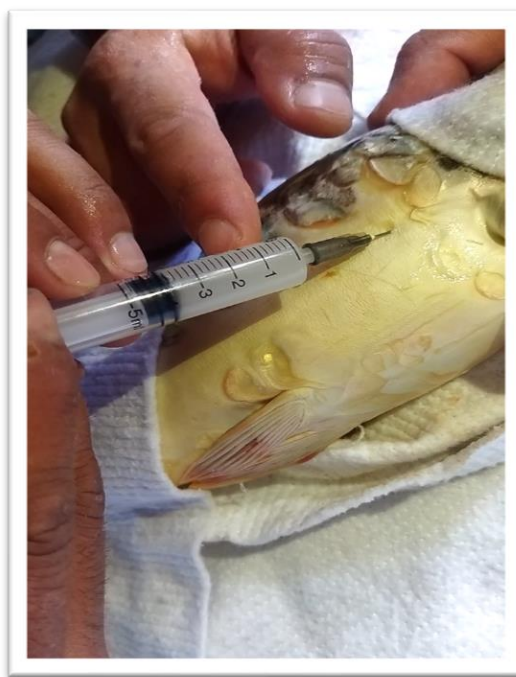
#### 4-6- L'injection

Dans cette expérience, les poissons ont été injectés avec deux méthodes invasives et non-invasive.

- **Invasive** : L'injection est faite à l'aide d'une seringue au niveau de la nageoire pectorale en I.M. en prenant soin d'éviter les écailles.
- **Non-invasive** : L'injection est réalisée à l'aide d'un cathéter périphérique veineux (CVP) de faible diamètre soit 1,5X2,5. Le cathéter est inséré directement dans la papille génitale.



**Figure 27.** Injection non invasive



**Figure 28.** Injection invasive

(Photos Kadri et Izouine, 2023)

**Tableau 1.** Injection des géniteurs male on méthode invasive

Géniteurs	Poids (kg)	Taille (cm)	Temps (h)	Dose (ml)
M1	2,5	52	15 :49	2,5
M2	1,7	36	15 :59	1,7

**Tableau 2.** Injection des géniteurs femelle on méthode invasive

Géniteurs	Poids (kg)	Taille (cm)	Temps (h)	Dose (ml)
F1	5,5	67	15 :25	5,5
F2	4,1	55	15 :37	4,1
F3	1,7	34	15 :43	1,7

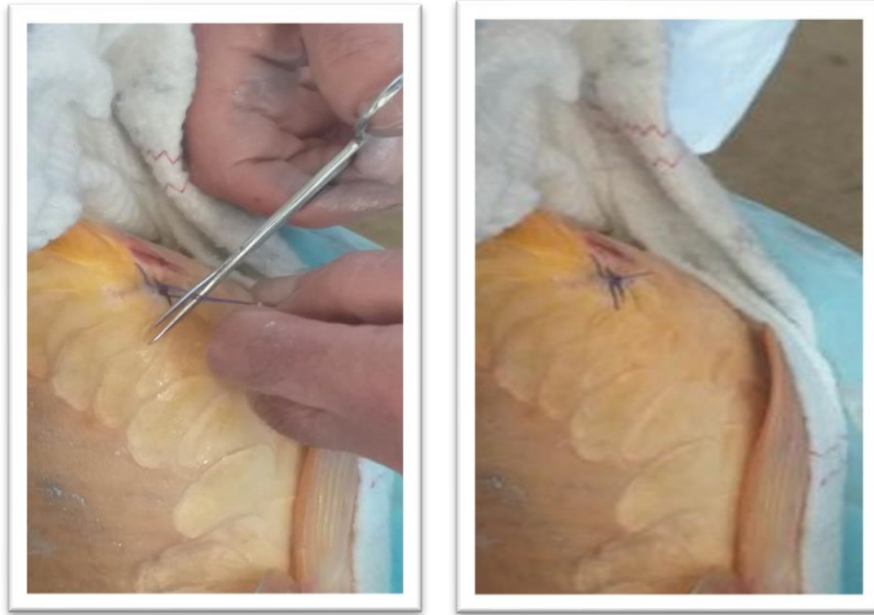
**Tableau 3.** Injection des géniteurs male on méthode non-invasive

Géniteurs	Poids (kg)	Taille (cm)	Temps (h)	Dose (ml)
M3	3,5	60	16 :06	3,5
M4	1	29	16 :31	1

**Tableau 4.** Injection des géniteurs femelle on méthode non-invasive

Géniteurs	Poids (kg)	Taille (cm)	Temps (h)	Dose (ml)
F4	1,3	35	17 :40	1,3
F5	1,5	39	17 :46	1,5
F6	1	31	17 :51	1

Après l'injection des femelles, afin de ne pas perdre les œufs, nous procédons à la suture de l'orifice génitale (fig. 29).



**Figure 29.** Suture de l'orifice génitale.

(Photos Kadri et Izouine, 2023)

Pour faciliter la détermination de chaque géniteurs un marquage a été fait avec des numéros de couleur différente en fonction du sexe (fig. 30, fig. 31).



**Figure 30.** Marquage. **Figure 31.** Marquage des géniteurs au

Niveau de la nageoire dorsale.

(Photos Kadri et Izouine, 2023)

#### 4-7- Temps de latence

C'est le temps nécessaire pour la maturation des ovocytes en fonction de la température moyenne à laquelle des femelles sont soumises.

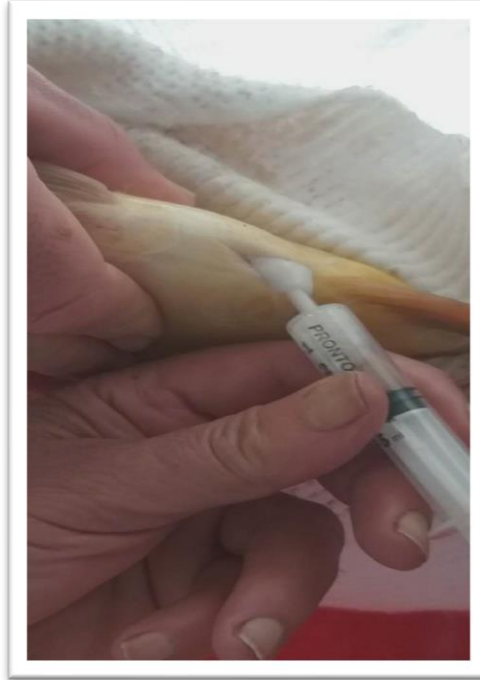
Au fur et à mesure que la température augmente le temps de latence va diminuer. Il sera de 336°C après 16h et la température moyenne sera de 21°C.

**Tableau 5.** Expériences réalisées et résultats

<b>Numéro d'expérience</b>	<b>Date d'expérience</b>	<b>Résultat d'expérience</b>	<b>Remarque sur l'expérience</b>
<b>1</b>	26/03/2023	Négative	Une diminution de la température(17°C) a conduit à l'inhibition de l'embryogenèse
<b>2</b>	04/04/2023	Négative	Une diminution de la température (18°C) a conduit à l'inhibition de l'embryogenèse
<b>3</b>	03/05/2023	Positive	La température convient à la formation du l'embryogenèse (22°C)

#### 4-8- Récolte des gamètes

**A- La récolte de la laitance :** La récolte du sperme doit être effectuée avec une grande précaution, soit dans une petite fiole en verre, soit à l'aide d'une seringue (fig. 32). Les premières gouttes de sperme sont éliminées car elles sont souvent contaminées par du contenu stomacal et par une hydratation qui pourrait activer la laitance et diminuer le taux de fécondation des œufs car l'activité de la laitance va être diminuée par l'activité cinétique du spermatozoïde.



**Figure 32.** Récupérations de la laitance.

(Photo Kadri et Izouine, 2023)

- B- Récolte des œufs (Stripping) :** Pour extraire les œufs d'un poisson, nous avons maintenu celui-ci la tête vers le haut et le ventre vers la cavité d'un récipient. En exerçant une pression à plusieurs reprises sur les flancs du poisson entre le pouce et l'index, nous réalisons un massage abdominal pour libérer tous les œufs. Les œufs ainsi libérés sont collectés dans un récipient sec en plastique (fig. 33).
- De manière similaire, nous procédons à la même opération pour extraire la laitance des poissons mâles, en prenant soin de récupérer la laitance dans un récipient sec et en mesurant le volume de sperme obtenu.

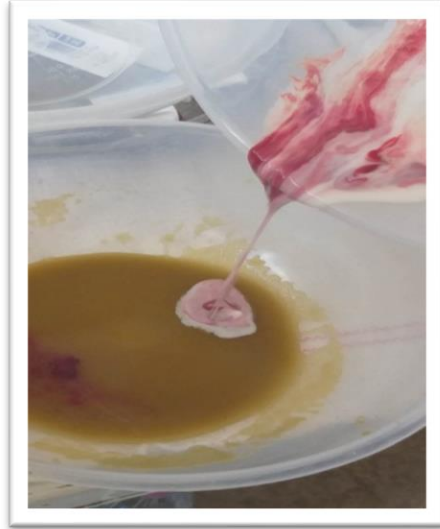


**Figure 33.** Récolte des œufs (Photo Kadri et Izouine, 2023)

#### **4-9- Fécondation des œufs**

La fécondation est réalisée artificiellement selon la méthode sèche. Cette technique consiste d'abord à mélanger les ovules et les spermatozoïdes à sec, puis à ajouter de l'eau pour activer les spermatozoïdes qui se trouvent à proximité des ovules et les féconder. Voici la méthode qu'il faut adopter pour réaliser la fécondation des ovules strippées (fig. 34).

Versez suffisamment du sperme sur les ovules. Agiter délicatement le bol avec le sperme et les ovules pendant deux minutes pour bien les mélanger, tout en continuant à agiter avant d'ajouter l'eau. En effet, si les ovules sont directement plongés dans l'eau, ils risquent de se gonfler, ce qui entraînerait la fermeture du micropyle et empêcherait ainsi l'entrée des spermatozoïdes et la fécondation des ovules.



**Figure 34.** Mixer le mélange (Œufs + laitance)(Photo Kadri et Izouine, 2023)

Ensuite, mélanger les œufs fécondés avec du lait entier pour éviter l'agglutination. Enfin, nous avons rincé les ovules à l'eau claire pour retirer les débris produits par les œufs déstructurés et les spermatozoïdes décomposés en renouvelant l'eau (fig. 35 et fig. 36).



**Figure 35.** Préparations du lait pour désagglutination des œufs fécondés (Photo Kadri et Izouine, 2023)



**Figure 36.** Mixer le lait avec les œufs fécondés pour la désagglutination.

#### 4-10- Incubation

L'incubation se réalise dans des frayères en filasse attachées à un poids l afin de les immerger complètement. Cela permet de garantir que la quantité d'œufs dans chaque frayères soit minimale, afin d'assurer une bonne oxygénation et ainsi éviter qu'une pathologie en particulier la saprolegniose puisse se développer (fig. 37).

Les œufs fécondés sont placés dans les frayères et introduit dans les bassins (fig. 38 & fig. 39).



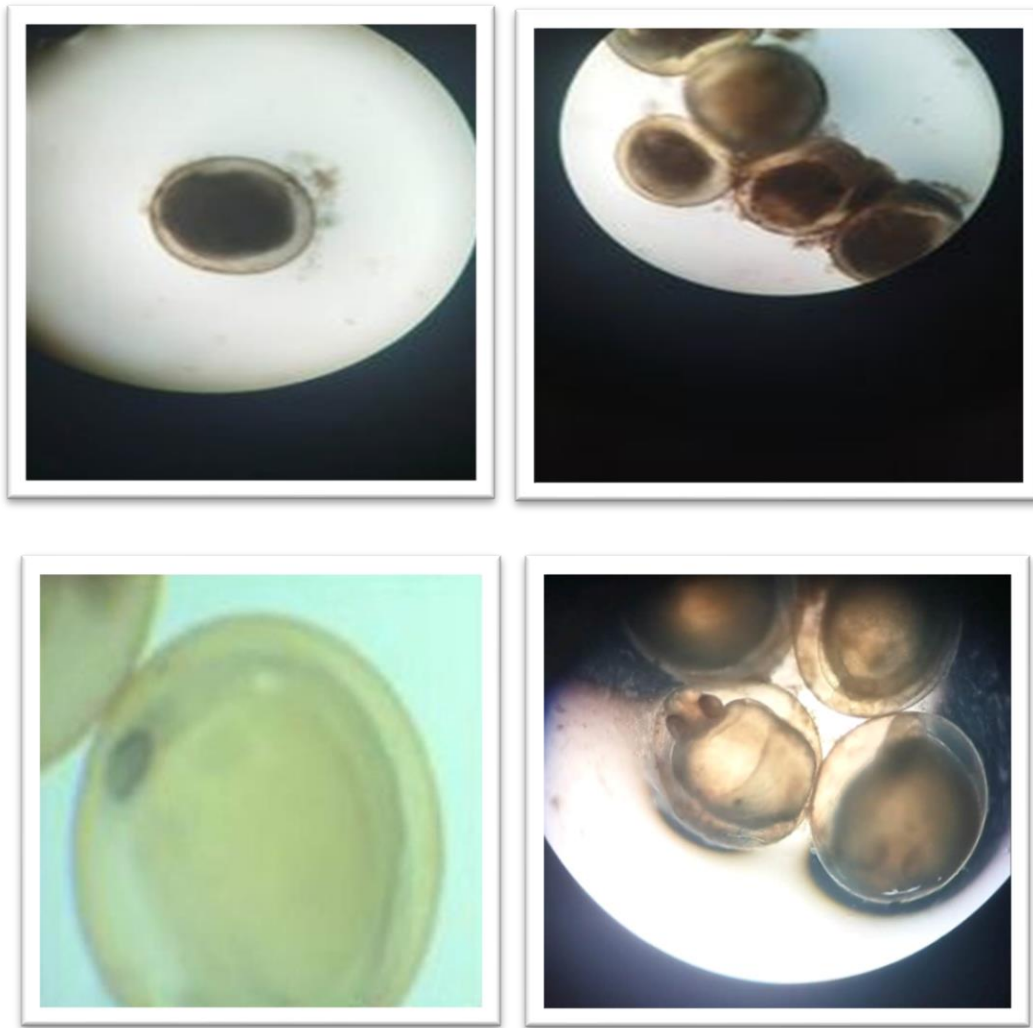
**Figure 37.** Préparation des frayères **Figure 38.** Mettre Les œufs fécondés dans les frayères **Figure 39.** Oeufs fécondés

(Photos Kadri et Izouine, 2023)

#### 4-11- Développement Embryonnaire

Un suivi du développement a été effectué grâce à une loupe munie du logiciel scope-image, et il y a différents stades du développement embryonnaire de *Cyprinus carpio*:

**Figure 40** : **A** : stade morula, **B** : fermeture de blastopore, **C** : développement des bourgeons caudale et céphalique, **D** : stade de première mouvement, **E** : œuf prêt à éclore, **F** : éclosion, **G** : larve éclos.



**Figure 40.** Scoop-image sur le développement embryonnaire(Photos Kadri et Izouine, 2023)

#### 4-12- Eclosion des œufs

L'éclosion des œufs débute au 3ème jour de l'incubation (le temps nécessaire au développement de la vessie natatoire et de l'ouverture des bourgeons des yeux). Après 24h à la surface de bassin.

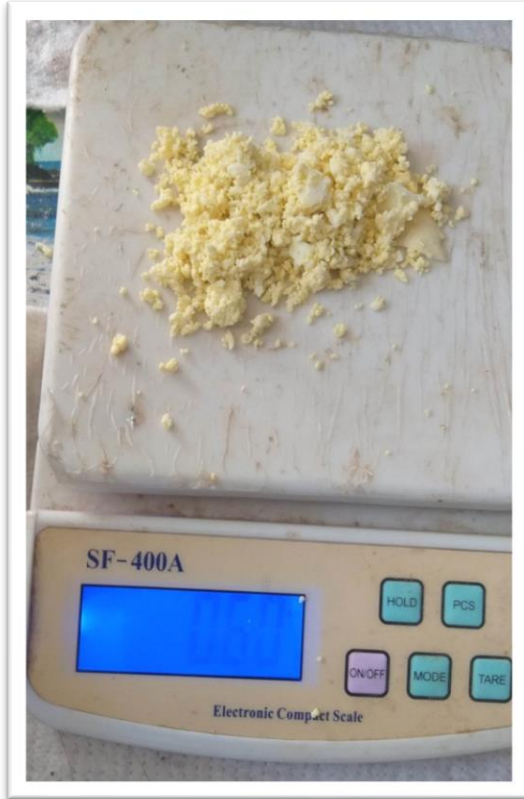


**Figure 41.** Eclosion des larves(Photos Kadri et Izouine, 2023)

#### 4-13- Alimentation des Larves

Après l'éclosion, les larves qui ne ressemblent pas encore à un vrai poisson, ont des réserves de nourriture qui leur permettent de s'alimenter pendant 2 à 3 jours (60 à 70 jours-degrés). Pendant cette période, ils consomment l'oxygène par diffusion à travers leur peau. Une fois qu'elles ont rempli d'air leurs branchies et leur vessie natatoire, les larves nagent horizontalement et nous avons appelons post-larves. Leurs branchies et leur tube digestif se sont développés: la bouche s'est ouverte et elles peuvent se nourrir d'aliments extérieurs comme le jaune d'œuf, l'eau verte (une eau dans laquelle une forte densité de chloroplastes d'algues s'est développée) et des aliments artificiels.

À partir du 3ème jour, nous commençons la distribution du phytoplancton riche en rotifères, à partir du 5ème jour, nous commençons la distribution du jaune d'œuf ou *saccharomyces cerevisiae*.



**Figure 42.** Jaune D'œuf



**Figure 43.** Premières alimentations des larves

Avec le vitellus ou jaune d'œuf ou

*Saccharomyces cerevisiae*

(Photos Kadri et Izouine, 2023)



**Figure 44.** Reproduction non invasive. Aliment artificiel starter distribué aux larves de *Cyprinus carpio* (Photo Kadri et Izouine, 2023)

# **Chapitre 03 : Résultats et Discussion**

Les résultats des géniteurs mâles et femelles on les deux méthodes invasive et non invasive :

**Tableau 6.** Résultat des géniteurs mâles selon la méthode invasive

<b>Géniteurs</b>	<b>Poids (kg)</b>	<b>Dose (ml)</b>	<b>Temps de Résultat (h)</b>	<b>Résultat (ml) (Sperme)</b>
M1	2,5	2,5	12 :43	Négative
M2	1,7	1,7	13 :02	6

Les résultats des géniteurs mâles suivant la méthode invasive (Tableau 6) montrent que pour le premier géniteur M1 avec 2,5 kg de poids et une dose de 2,5 ml de GnRH, les résultats sont négatifs, par contre pour le deuxième géniteur M2 avec 1,7 kg de poids et une dose de 1,7 ml de GnRH le résultat a donné 6 ml de spermatozoïdes.

**Tableau 7.** Résultat des géniteurs femelles on méthode invasive

<b>Géniteurs</b>	<b>Poids (kg)</b>	<b>Dose (ml)</b>	<b>Temps de Résultat (h)</b>	<b>Résultat (g) (Œufs)</b>
F1	5,5	5,5	12 :10	138
F2	4,1	4,1	12 :34	62
F3	1,7	1,7	12 :22	Négative

D'après le tableau 7, nous remarquons que les résultats des géniteurs femelles par la méthode invasive montrent que pour le premier géniteur F1 avec 5,5 kg de poids et une dose de 5,5 ml de GnRH, le résultat est de 138 g d'œufs, par contre pour le deuxième géniteur F2 avec 4,1 kg de poids et une dose de 4,1 ml de GnRH, le résultat est de 62 g d'œufs, et aussi pour le troisième Géniteur F3 avec 1,7 kg de poids et une dose de 1,7 ml de GnRH Le résultat est négatif.

**Tableau 8.** Résultat des géniteurs males on méthode non-invasive

<b>Géniteurs</b>	<b>Poids (kg)</b>	<b>Dose</b>	<b>Temps de Résultat</b>	<b>Résultat (ml) (Sperme)</b>
M3	3,5	3,5	12 :51	12
M4	1	1	13 :11	4,4

Nous remarquons, d'après le tableau 8 que les résultats de géniteurs mâles par la méthode non invasive : pour le Premier géniteur M3 avec 3,5 kg de poids et une dose de 3,5 ml de GnRH le résultat est de 12 ml de spermatozoïdes, ainsi pour le deuxième géniteur M4 avec 1 kg de poids et une dose de 1 ml de GnRH, le résultat est de 4,4 ml de spermatozoïdes.

**Tableau 9.** Résultat des géniteurs femelles on méthode non-invasive

<b>Géniteurs</b>	<b>Poids (kg)</b>	<b>Dose</b>	<b>Temps de Résultat</b>	<b>Résultat (ml) (Œufs)</b>
F4	1,3	1,3	12 :39	Négative
F5	1,5	1,5	12 :27	178
F6	1	1	12 :16	33

D'après le tableau 9 des résultats des géniteurs femelles par la méthode non invasive : nous remarquons que le premier géniteur F4 avec 1,3 kg de poids et une dose de 1,3 ml de GnRH le résultat est négatif, par contre pour le deuxième géniteur F5 avec 1,5 kg de poids et une dose de 1,5 ml de GnRH le résultat est de 178 g d'œufs, et pour le troisième Géniteur F3 avec 1 kg de poids et une dose de 1 ml de GnRH, le résultat est de 33 g d'œufs.

En effet, le nombre approximatif d'œufs fécondés était d'environ 411g, soit une moyenne de 287700 larves répartis comme suit :

-**Invasive** 200g (140000 larves).

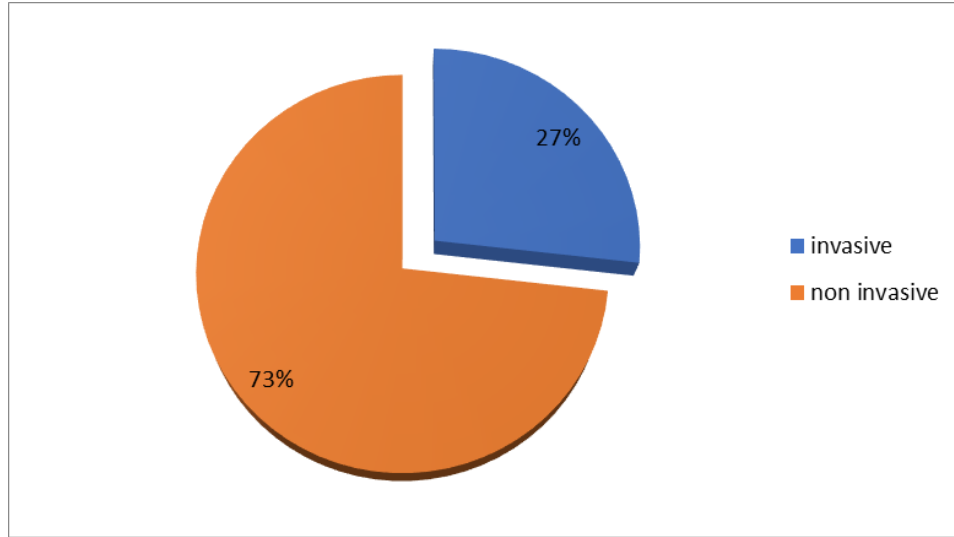
- **Non invasive** 211g (14700 larves).

En outre, la quantité approximative de sperme obtenu par stripping est de : 22,4ml répartis comme suit :

- **Invasive** : 6 ml

- **Non invasive** : 16,4 ml

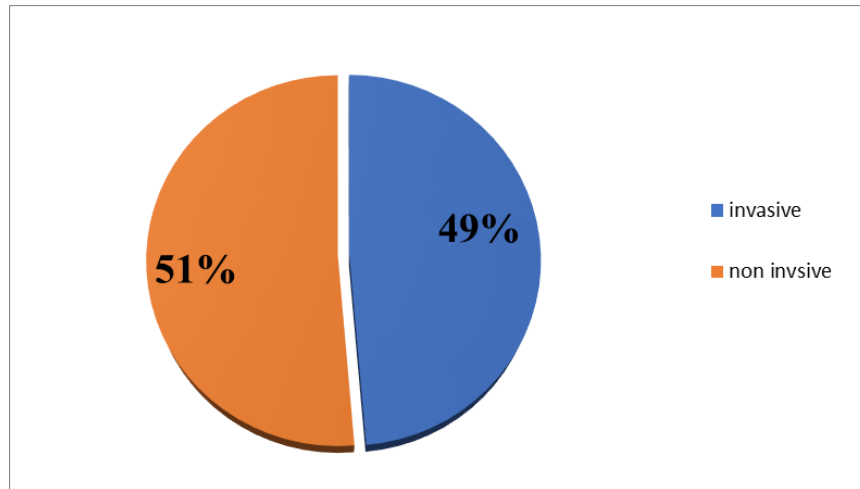
### 1-1- Pourcentage spermatozoïdes (invasive et non invasive)



**Figure 45.** Cercle relatif représente le pourcentage spermatozoïdes (invasive et non invasive)

La figure 45 représente le cercle relatif au pourcentage spermatozoïdes pour les deux méthodes invasive et non invasive, nous observons que le pourcentage des spermatozoïdes obtenus avec la technique non invasive est de 73% et qui reste supérieur à la technique invasive qui n'a donné que 27% des spermatozoïdes.

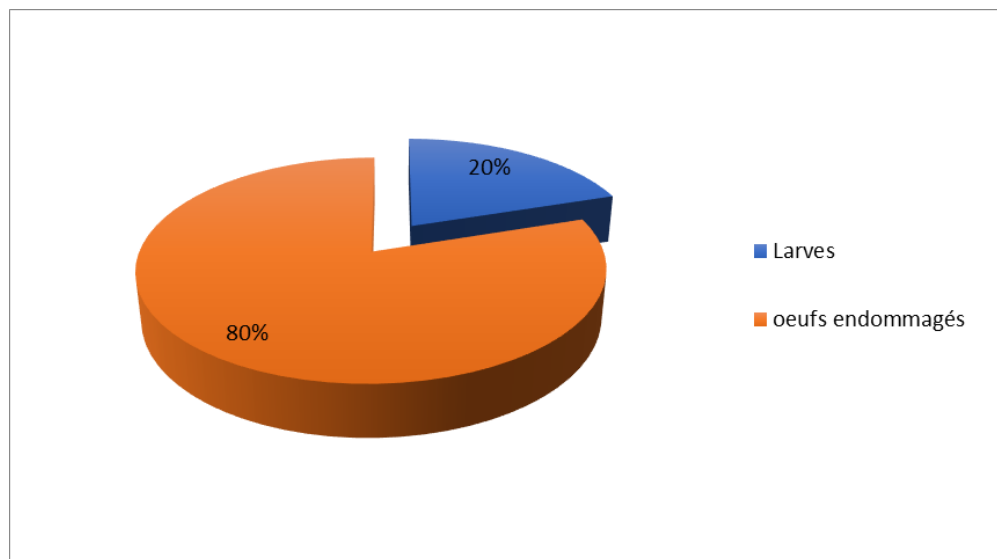
### 1-2- Pourcentage d'ovules chez les poissons femelles (Invasive et non invasive)



**Figure 46.** Pourcentage d'ovules chez les poissons femelles (Invasive et non invasive)

D'après la figure 46 relative à la finalité des ovules pour les deux méthodes invasives et non invasives, nous remarquons que les ovules obtenus avec la technique non invasive ont atteint un taux de 51% qui reste supérieure à ceux obtenues par la technique invasive (49%).

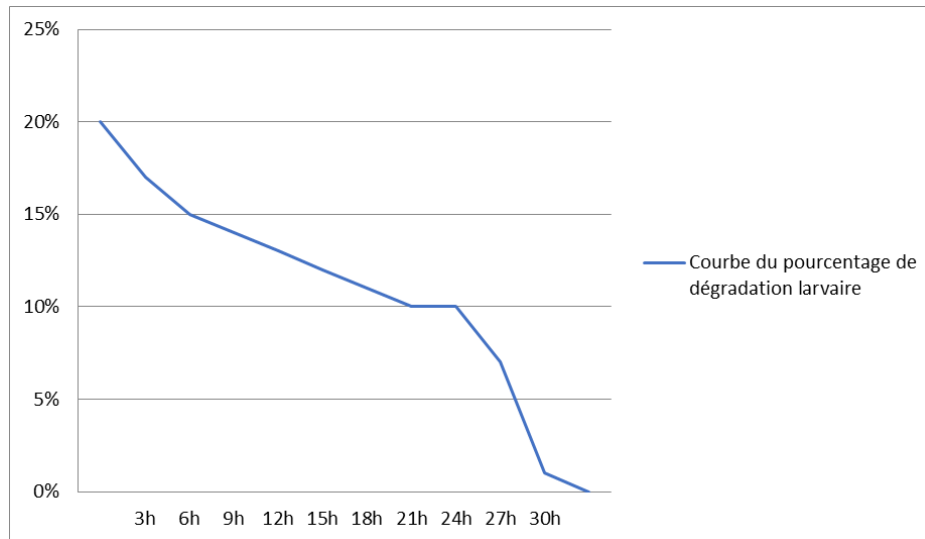
### 1-3- Taux de survie des larves en présence de contraintes environnementales



**Figure 47.** Taux de survie des larves en présence de contraintes environnementales

Les résultats de la figure 47 montrent qu'environ 20% des œufs fécondés (82,2 g) parviennent à se développer en larves, le reste 80% (328,8 g) représente des œufs non fécondés ou des œufs endommagés.

#### 1-4- Courbe du pourcentage de dégradation larvaire



**Figure 48.** Pourcentage de dégradation larvaire

La figure ci-dessus représente la dégradation larvaire en présence de contraintes environnementales. Nous remarquons que :

- 6 heures après l'éclosion, le taux de mortalité des larves été de 5%.
- De 6h à 21h, une autre perte de 5% du total des alevins a été enregistrée.
- De 21h à 24h, aucune mortalité n'a été enregistrée.
- De 24h à 06 heures du matin, le taux total de mortalité des larves a atteint les 9%.

## 2- Discussion

D'après les résultats affichés ci-dessus, nous pouvons dire qu'en raison de plusieurs facteurs qui ont influés négativement sur la ponte l'embryogenèse et l'éclosion et la poste éclosion nous avons enregistré un faible taux de larves qui s'explique en particulier par les facteurs inhibant suivants.

**A-** La chute brutale de la température qui a influé négativement sur l'ovogenèse et la spermatogenèse.

Il faut noter que les cyprinidés exigent une température qui avoisine les 1200°C jours pour qu'ils puissent être stimulés par la GnRh. Ceci s'explique par le fait que les géniteurs tombent en phase dormante dès le mois d'octobre quand la température diminue et reste dans cette léthargie gonadique jusqu'à fin février début mars et alors à ce moment-là ils sont en métaphase II et méiose 2 et attendent le moment favorable pour déclencher l'ovulation due à la stimulation hormonale hypothalamo-hypophysaire qui déclenche l'ovulation et la ponte.

**B-** La surcharge pondérale qui a provoquée des blessures chez les géniteurs et des microhémorragies qui ont pollués l'eau en particulier au moment de la distribution de l'aliment et en particulier au moment de sa décomposition qu'à influée sur les nitrites et les nitrates voire le taux d'oxygène et le PH.

**C-** Enfin la thermorégulation de l'eau était défailante en particulier à cause des thermostats qui étaient insuffisants et qui provoqués des nécroses voir des mortalités chez les géniteurs.

Aussi, nous pouvons dire que le résultat du sperme obtenu avec la technique non invasive est supérieur et meilleur que la technique invasive par l'absence de stress qui a favorisé la ponte.

Par ailleurs, nous trouvons que la reproduction non invasive chez les femelles de la cape royale a été optimale en comparaison à la technique invasive. Cette constatation s'explique par le fait que la technique non invasive cible directement les récepteurs des ovocytes matures au stade tertiaire donc juste avant l'ovocyte de Graaf et ainsi provoque l'ovulation rapidement sans passer par des micro-blessures dues à l'injection Intramusculaire et en particulier à la mise à contribution de l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique.

Néanmoins, environ 20 % de ces œufs fécondés « 82,2 g » ont réussi à se développer en larves ceci s'explique par la défailance de la thermorégulation et en particulier à la chute de la

température qui a diminué la prise d'aliment starter riche en acides aminés et qui a perturbé la croissance des larves et a entraîné leur mortalité.

Rn outre, la perte des alevins est attribuée à une pompe à oxygénation et une résistance défectueuse qui ont diminué l'oxygène ainsi que la température de l'eau.

### **3- Paramètres influençant la reproduction des géniteurs et la survie des larves et alevins**

Se présentent comme suit :

#### **3-1- Qualité d'eau**

La production de poissons dans les étangs est étroitement liée à la qualité dynamique et physique des eaux. Ces paramètres jouent un rôle prépondérant dans les potentialités de production d'un étang en termes de survie, de croissance et de reproduction des poissons, tout en constituant le principal moyen de prévention des maladies.

#### **3-2- Température**

Dans l'écloserie, la température a été surveillée tout au long de la période de reproduction. La moyenne quotidienne se situe entre 21°C et 22°C, ce qui correspond à la température optimale pour la reproduction et le développement embryonnaire de cette espèce. Cependant comme signalé plus haut la défaillance de la thermorégulation agit négativement sur la reproduction des géniteurs, l'embryogenèse, l'éclosion et le suivi larvaire.

#### **3-3- Oxygène**

Les besoins des cyprinidés en oxygène sont de 5mg/kg. La quantité d'oxygène dissous dans l'eau varie en fonction de la température et de la pression atmosphérique. Lorsque la température augmente, la capacité de l'eau à dissoudre l'oxygène diminue. De même, lorsque la pression atmosphérique augmente, la capacité de l'eau à dissoudre l'oxygène augmente. Les paramètres cités ci-dessus doivent être pris en considération en fonction de l'espèce reproduite, espèce d'eau chaude carpe et clarias gariepinus (Cyprinidés, Claridés,) ou d'eau froide truite (Salmonidés) ou sandre (Percidés).

### **3-4- Pathologie**

Toute exploitation moderne de pisciculture peut être menée avec de bons résultats. Pour cela, elle doit être protégée contre les principaux risques biologiques tels que les maladies les plus graves et les plus transmissibles, ainsi que les facteurs environnementaux.

**Les bactéries :** Mycobactérie, Erythodermatite.

**Virus :** herpes virus, irido virus

**Parasitaires :** les parasites sont groupés en deux formes :

- Les parasites externes (ectoparasite) : mycoses, saprolegniose, branchiomyose
- Les parasites internes (endoparasites) : protozoose, flagellées nématode, cestodes

## CONCLUSION GENERALE

Dans le cadre de notre étude sur la reproduction de la carpe royale (*Cyprinus carpio*), invasive et non invasive, nous avons entrepris plusieurs expérimentations pour évaluer l'impact de cette nouvelle technique innovante sur la reproduction des géniteurs.

La technique non invasive vise à éviter le stress provoqué par la méthode difficile de reproduction invasive qui implique l'hypothalamus. Cette dernière régule la libération de la GnRh qui à son tour agit sur la neurohypophyse et l'adénohypophyse. Ces glandes produisent ensuite la FSH-Lh, qui affecte la spermatogenèse (cellules de Leidig et de Sertoli), l'ovogenèse et la thèque interne responsable de la production d'œstrogène.

L'ovocyte, à la phase tertiaire puis préovulatoire ou follicule de Graaf, ovule en réponse aux stéroïdes sexuels induits par la GnRh, libérant ainsi l'œuf qui sera fécondé par un spermatozoïde.

La GnRh joue un rôle crucial dans le contrôle de la reproduction chez les vertébrés. Elle est une neurohormone hypothalamique qui se lie aux gonadotropes de l'hypophyse, stimulant la production d'hormone lutéinisante (LH) et d'hormone folliculostimulante (FSH). Ces hormones régulent la stéroïdogenèse et la gamétogenèse dans les gonades. La diversité moléculaire de la GnRH chez les protochordés et les vertébrés a été mise en évidence par des études récentes. Son rôle de liaison entre le système nerveux et le système reproducteur pourrait avoir évolué chez les invertébrés, mais une meilleure compréhension des fonctions de la GnRH chez ces derniers est nécessaire pour éclairer l'évolution de cette relation entre GnRH et reproduction.

Au cours des deux premiers essais, la température des bassins fluctuait entre 17°C et 18°C, ce qui a eu un impact négatif sur les géniteurs et la gamétogenèse. Pour déclencher la reproduction, une température située entre 20 et 22°C pendant 10 jours (soit 220°C jour) est nécessaire pour que l'ovocyte, bloqué en métaphase II pendant la phase dormante, s'active et se transforme en un follicule pré-ovulatoire, déclenchant ainsi l'ovulation.

Le troisième essai a été fructueux, car nous avons obtenu de bons résultats en termes de production de gamètes mâles et femelles (œufs et sperme) pour les deux techniques, invasive et non invasive. Il est à noter que la technique non invasive a montré des résultats supérieurs à la technique invasive.

En conclusion, cette étude a révélé que la reproduction non invasive pourrait révolutionner les techniques de reproduction en évitant le stress causé par les différentes manipulations, tant au niveau des muscles (microblessures) qu'au niveau de l'hypothalamus, de l'hypophyse et des gonades. Les hormones de l'axe hypothalamo-hypophysaire, au nombre de huit, peuvent agir différemment et parfois inhiber la spermatogenèse et l'ovogenèse.

Les points saillants de cette recherche indiquent qu'il serait préférable, à l'avenir, d'utiliser des hormones telles que la FsH-Lh, la HCG, la HMG et la GnRh, en ciblant directement les gonades. Cette approche plus directe éviterait le stress causé par la glande surrénale, qui active des hormones telles que la noradrénaline, l'adrénaline, l'épinéphrine et la norépinéphrine, ainsi que le cortisol. Ces réactions de stress expliquent en partie l'inhibition de la reproduction observée avec les techniques invasives et non invasives.

Ce travail a également mis en évidence l'importance du stress sur la quantité de production larvaire chez les poissons. L'utilisation de la technique non invasive semble jouer un rôle essentiel dans la reproduction artificielle du poisson, en optimisant l'ovogenèse et la spermatogenèse tout en évitant de stresser les poissons pour réduire le taux de mortalité.

Pour le développement de l'élevage de la Carpe Royale en Algérie, nous recommandons plusieurs solutions :

- La création de plusieurs écloseries et fermes piscicoles à travers le pays.
- L'élevage des géniteurs en s'appuyant sur les techniques innovantes utilisées en Europe et en Asie.
- La coordination et la planification entre le Ministère de la Pêche, le Ministère de l'Enseignement Supérieur et les fermes piscicoles réparties sur le territoire national.

En mettant en œuvre ces recommandations, il serait possible d'améliorer significativement la reproduction de la carpe en Algérie et de développer davantage l'industrie piscicole dans le pays.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Apdra, (2009). Rapport d'activité 2011 Apdra pisciculture Paysannelinnovation Piscicole Pour Satisfaire Les Besoins Alimentaires. Pp 23
- Aubrey G, Et Al, Accepted 29 September 2003, Evolution Of The Role Of GnRH In Animal (Metazoan) Biology Department Of Biology, University Of Washington, Seattle, Wa 98195, Usa Department Of Biochemistry And Molecular Biology, University Of New Hampshire, Durham, Nh 03824, Usa.
- Barnabé, G. 1991. Base Biologique Et Ecologique De L'aquaculture. Ed Tec Et Doc. Paris. P. 329-357.
- Billard R. N°273 2eme trimestre (1979). La Gamétogenèse, Le Cycle Sexuel Et Le Contrôle De La Reproduction Chez Les Poissons Téléostéens.
- Bogerd J Et Al. (2002). Sex Steroids And Their Involvement In The Cortisol-Induced Inhibition Of Pubertal Development In Male Common Carp, *Cyprinus Carpio* L
- Dr Catherine P L. (18/12/2014). Etude Du Système Dopaminergique Inhibiteur De La Fonction Gonadotrope Chez Le Poisson-Zèbre. Mémoire De Fin D'étude Doctorat. Université Paris-Sud
- Emilien S. (2021), Etude de l'impact de la teneur minérale de l'eau d'élevage sur les mécanismes de maturation ovocytaire et d'ovulation chez la truite arc-en-ciel *Oncorhynchus mykiss* et mise en place de mesures correctives par l'alimentation. Mémoire De Fin D'étude Doctorat. Biologie Et Physiologie Animales. Institut National D'enseignement Supérieur Pour L'agriculture, L'alimentation Et L'environnement
- Fahima N. (2019) Essai De La Reproduction Artificielle Et Du Suivi Larvaire Des Deux Espèces De La Famille Des Cyprinidés : « *Cyprinus Carpio* » Et « *Carassius Auratus* ». Mémoire De Fin D'étude Master 2. Hydrobiologie Marine Et Continentale. Université Kasdi-Merbah Ouargla.
- Fao, (2002). Fao Situation Mondiale Des Pêches Et De L'aquaculture
- Fao, (2004). Fao Database on Introduced Aquatic Species. Fao Database On Introduced aquatic Species, Fao, Rome. Figis.

-Fao,(2009). The State Of World Fisheries And Aquaculture 2008. Food And Agriculture organization Of The United Nations.

-Fao. (2018). The State of World Fisheries and Aquaculture 2018 - Meeting The Sustainable development Goals. Rome, Italie.

-Harvey B J, Et Al, (1980). Reproduction Provoquée Chez Les Poissons: Théorie Et Pratique. IDR, Ottawa, On, Ca.(APA)

-Horvath, L Et Al. (2015). La Reproduction Artificielle Des Poissons En Eau Chaude: Manuel De Vulgarisation (Vol. 201). Fao Doc. Tech. Pêche.

-Illing N Et Al. (1999). Two Gonadotrophin-Releasing Hormone Receptor Subtypes with Distinct Ligand Selectivity and Differential Distribution in Brain and Pituitary in the Goldfish (*Carassius Auratus*).

-Lacroix, E. (2004). Pisciculture En Zone Tropicale. Hamburg: Ed. Gfa Terra Systems.

-Lorgeoux G, 2010. Les Espèces Animales Et Végétales Susceptibles De Proliférer Dans Les Milieux Aquatiques Et Subaquatiques

-MCurieS, Department Of Nature Conservation, Institute Of Biology, University, Akademicka 19, 20-033 Lublin, Poland

-Madigou T Et Al. (2000). Aspects of the Central Regulation of Reproduction in Teleost Fish

-Moncaut N Et Al. (2005). Five Gonadotrophin-Releasing Hormone Receptors In A Teleost Fish: Isolation, Tissue Distribution And Phylogenetic Relationships. Pp 767–779.

-Pandolfi M Et Al. (2005). Endosulfan Affects GnRH Cells in Sexually Differentiated Juveniles of the Perciform Cichlasoma dimerus

-Poncin PET Al, (2017). Reproduction And Early Life History Traits Of Common Carp *Cyprinus Carpio*. In Biology and Ecology Of Carpe (Pp. 127-150). Crc Press.

-Rabelahatraa Et Al, 1992). Rôles Respectifs Des Institutions Nationales Et Des Groupes D'exploitants Dans La Mise Au Point D'une Innovation Permettant Aux Petits Producteurs De Pratiquer La Reproduction De Carpes Dans Leur Rizière A Betafo (Madagascar)

-Randriamiarisoa N, Et Al. (2000) .Aspects Epidémiologiques Des Algies Pelviennes Aiguës D'origine Gynécologique A La Maternité Du Centre Hospitalier De Befelatanana Antananarivo. Archinst Pasteur Madagascar.

-Raoui N A. (2018/2019). Technique Et Maitrise De L'insémination Artificielle Chez La Carpe Commune Et Suivi Larvaire En Algérie. Projet De Fin D'études En Vue De L'obtention Du Diplôme De Docteur Vétérinaire. Université Saad Dahlab-Blida 1-.

-Roland Billard, Et Al.2 Jun 2020. Le Cycle Reproducteur Chez Les Poissons Téléostéens. Cahiers Du Laboratoire D'hydrobiologie De Montereau, 1981, 12, Pp.43-46. Ffhal-01600167

-Sahoo, P.K. (2015). *Cyprinus Carpio*-Common Carp. In: Biology and Culture of Asian Seabass Lates Calcarifer. Elsevier, Pp. 147-157.

-Tello J, Et Al. (2008). Molecular cloning, expression pattern and immunocytochemical localization of a gonadotropin - releasing hormone-like molecule in the gastropod mollusk, *Aplysia californica*

-Vivier C. (1992). "Mantra De Stockhausen", Circuit, Vol.2, No 1-2, Pp. 93-95

## WEBOGRAPHIE

1- <https://www.masaigallery.com/produit/carpe-miroir/>

2-[https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/67058/tab/taxo](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/67058/tab/taxo)

3-<https://www.fishipedia.fr/fr/poissons/cyprinus-carpio>

4-<https://www.karpeace.com/carpe/anatomie-de-la-carpe/>

5-<https://www.rapport-gratuit.com/la-croissance-des-larves-de-cyprinus-carpio/>

6-

[https://www.fao.org/3/ac909f/AC909F03.htm?fbclid=IwAR1GPdLLhU4EzCkM6bNDA5N52F4AICTgoLvhl4PM3yCoaGFFrGEO2YX\\_kKY](https://www.fao.org/3/ac909f/AC909F03.htm?fbclid=IwAR1GPdLLhU4EzCkM6bNDA5N52F4AICTgoLvhl4PM3yCoaGFFrGEO2YX_kKY)