

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

**MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

Université BLIDA 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie et Physiologie Cellulaire



Mémoire de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme de Master

Option : Ecosystèmes Aquatiques

Thème

**Etude de la reproduction de deux espèces de poissons
d'eau douce : sandre (*Stizostedion Lucioperca*) et la
carpe royale (*Cyprinus carpio*).**

Présenté par :

M^{lle} Khodja Sarra

M^{lle} Driss Nabila

M^{lle} Ameri Ahlem

Soutenu le 23/06/2019

Devant le jury composé de :

Mme Radi N. MAA UB1 Présidente.

Mme Djellouli N. MCB UB1 Examinatrice.

Mme Chaichi W. MCB UB1 Promotrice.

Mr Guenachi B. DSEH CNRDPA Co promoteur.

Promotion 2018/2019.

REMERCIEMENTS

*Nous remercions très chaleureusement, **Mr GUENACHI BELKACEM**. Directeur de la station d'expérimentation de Harreza, notre Co-promoteur pour son Co-encadrement pour ses précieux conseils et encouragements ainsi que pour la généreuse confiance qu'il nous a accordé et sa réelle disponibilité durant la période de la réalisation de notre mémoire.*

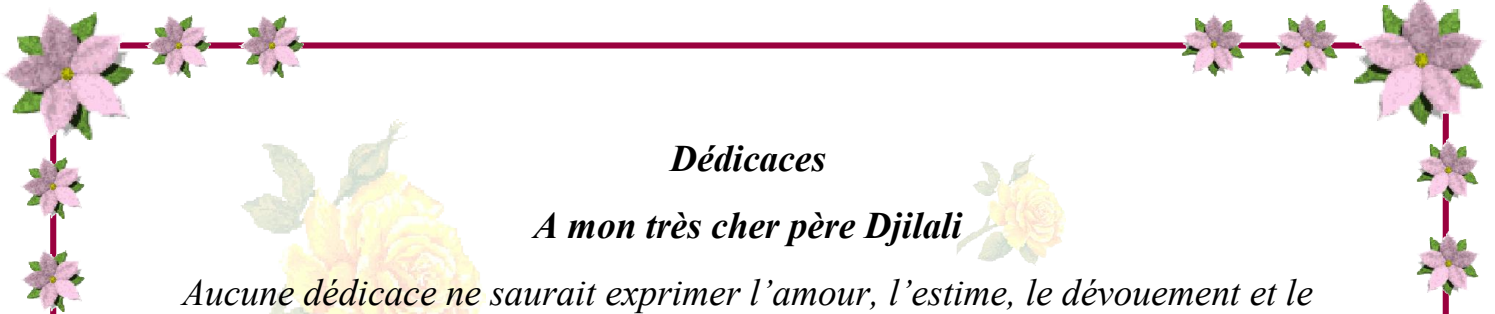
*Nos profond respect et remerciement s'adresse à l'équipé de travail : **Mr Guenachi**, chauffeur de CNRDPA **Mr MEHDI**, les pêcheurs **Mr ALARBI**, **Mr BACEM**, **Mr BILAL**, tout personnel de la station de Harreza , et tout personnel de l'écloserie de Tabia sans exception, pour leur patience, leurs conseils pleins de sens et pour le suivi et l'intérêt qu'ils ont portaient à notre travail.*

*Nous tenon aussi o remercie tout l'équipes de laboratoire physico- chimiques de SEAAAL, **M^{me} ghanía**, **Mr Salah** et **M^{me} rabía**.*

*Nous tenons à remercier **M^{me} RADIN**. Maitre assistante classe A, pour avoir fait l'honneur de présider le jury et **M^{me}DJELLOULIN**. Maitre de conférences classe B, d'avoir accepté d'examiner notre travail.*

*Nous tenons à remercier tout particulièrement **M^{me}CHAICHI WISSEM**. Maitre de conférences classe B à l'USDB, notre promotrice pour tout l'aide, encouragements, sa compréhension et sa gentillesse, durant la période de la réalisation de notre mémoire.*

A la fin nous remercions toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail.



Dédicaces

A mon très cher père Djilali

Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai toujours pour vous. Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être. Ce travail et le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation le long de ces années.

A ma très cher mère Fadhila

Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que tu mérites pour tous les sacrifices que tu n'as cessé de me donner de puis ma naissance, durant mon

Enfance et même à l'âge adulte .tu as fait le plus qu'une mère puisse faire pour que ses enfants suivent le bon chemin dans leur vie et leur étude. Je te dédie ce travail en témoignage de mon profond amour, puis Dieu, le tout puissant, te préserve et t'accorder santé, longue vie et bonheur.

A mes adorables sœurs

Siham, Sabrina, yassemin, khawela, Khaleda, pour leurs encouragements permanents et leur soutien moral.

A mes très chers frères

Khaled, nassim, pour les soutenir tout au long de ma période d'études.

A mon fiancé : Moussa sallaye.

A la joie de ma vie mes neveux

A mes collègues dans cette recherche : Sarra, Nabila.

A mes meilleures amies

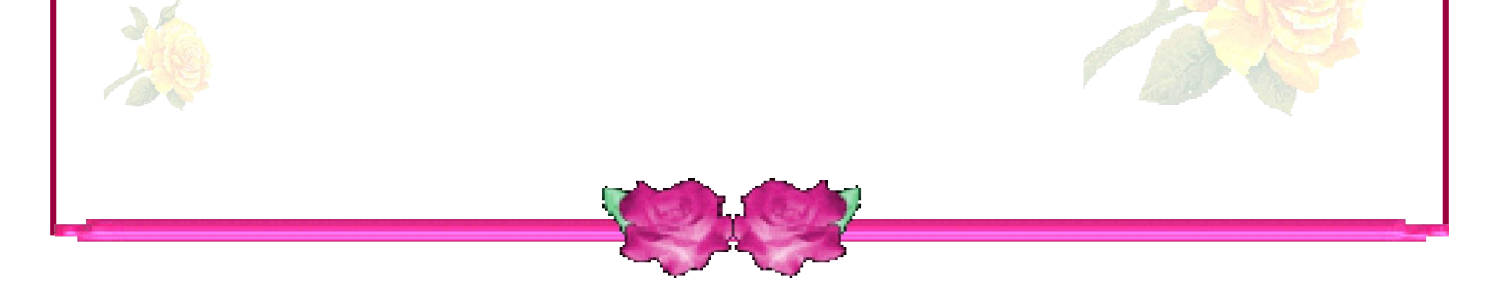
Zinbe, Noura, khawela, lamisse, Asmaa.

A mes grandes mères et mon grand père : Mohamed, Meriem, Khadija, Saada.

A ma tante et son mari : Malika, Rachid.

Atout les enseignants et enseignantes : qui ont contribué a ma formation

Ahlem.



Dédicace :

*Quand l'homme se trouve sur la voie du succès, Il dirige son succès vers ses êtres
chers les plus précieux :*

*Aux yeux de mon cœur et mon cœur bien-aimé à la douceur qui a sacrifié ma joie
pour atteindre mon bonheur,*

*Et j'ai été patient avec les plus grandes difficultés pour faciliter les choses de la
vie, à ceux qui ne lésinaient pas sur leurs appels. Ce qui a illuminé le chemin de
ma vie, à la chose la plus précieuse de ma vie*

Ma Mère

*À celui qui ne m'a pas épargné la chose la plus précieuse qu'il avait, à la bougie
qui a brûlé pour éclairer mon chemin.*

*A ceux qui me craignent toujours et me gardent mon cher et précieux que toute
l'existence*

De Mon cher Père

Aux cœurs purs et gentils et aux âmes innocentes aux vents de ma vie

Mes frères :

*"Saleh" "Karim" "Hamo" "Ibrahim" "Rashid" "Khalifa" et n'oubliez pas le mari
de ma sœur "Ali".*

A mes adorables sœurs

"Naima" "Louisa " "Loubna" "chaima" "Yasmin".

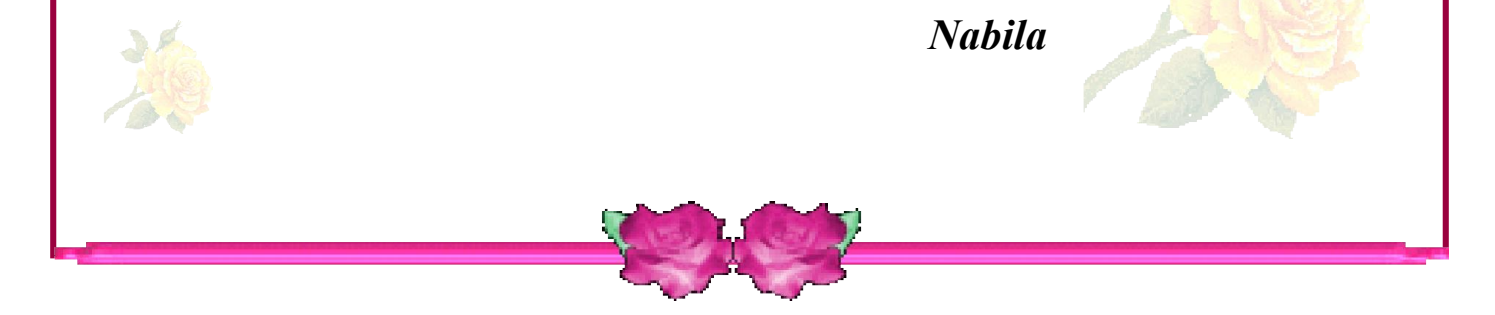
Je n'oublie pas les diamants qui tiennent nos poussins de maison :

"Zaki" "aness" "Med idriss" "Razan»

A mes collègues et mes amis dans cette recherche " sarra " "ahlem ".

***Et ma meilleure amis : " Hadjer" "Sihem" "Nadjet" Nora" zineb".A tous mes
enseignants.Et à chacun de leurs cœurs et oublié ma plume.***

Nabila



Dédicaces

Je dédie ce mémoire :

***Aux** être les plus chers à mon cœur, ma mère et mon père*

Pour leur patience, leur amour, et leur encouragement. Puisse Dieu faire en sorte que ce travail porte leur fruit ; Merci pour les valeurs nobles, l'éducation et le soutien permanent venu de vous.



***A ma sœur** Ibtissem, mes chers frères Mohamed et Mustapha.*



***A mon fiancé,** Mahfoud, merci pour le soutien.*

***A toute ma famille** : mes oncles, mes tantes, mes cousins et cousines
Surtout, omelkhir, maria, ahmed, merci pour l'encouragement.*

***A mes partenaire de travail** : nabila et alem, merci pour votre coopération et votre travail d'équipe.*



***A mes amis** : safia, wafa, ibtissam, zina, naima, bassma, nora, zineb.*



A tous mes enseignants.

Sarra.



RÉSUMÉ

Ce travail a été réalisé sur la reproduction de deux espèces de poissons d'eau douce : le sandre *Stizostedion Lucioperca*, et la carpe royale *Cyprinus carpio*. Ces deux espèces sont très recherchées pour leurs qualités de chair et leurs intérêts économiques. L'objectif de ce travail est de maîtriser les techniques de la reproduction semi contrôlée du Sander *Stizostedion Lucioperca* au niveau de la station expérimental du Harreza, et la reproduction artificiel de la carpe royale *Cyprinus carpio* au niveau du l'écloserie de Tabia à sidi bel Abbas.

Afin de déterminer la qualité de l'eau utilisée, nous avons effectué des analyses physiques et chimiques telle que la température, l'oxygène dissous, PH, ammonium, nitrate, nitrite, phosphate qui ont montré de bonnes résultats en termes de qualité de l'eau.

Les géniteurs du sandre et de la carpe royale sont pêchés du barrage de Harreza, et sont caractérisés par une dominance des femelles par rapport aux mâles. L'expérience de la reproduction se fait par induction hormonale de ponte (hypophyse et ovaprim), les géniteurs du sandre donnent un taux de fécondation plus élevé varie entre 90% et 95%, La carpe royale a un taux de fécondation qui est de 61% avec une probabilité de 0.007848 pour la première femelle, et de 42% avec une probabilité de 0.009005 pour la deuxième.

Durant notre étude, nous avons constaté que parmi les sept espèces de poisson existant au niveau du barrage de Harreza (La carpe royale, la carpe commun, la carpe argenté, la carpe à grande bouche, l'ablette, la brème, carassin), la proie préférée du sandre est l'ablette.

Mot clés : *Stizostedion Lucioperca* ; *Cyprinus carpio* ; Reproduction ; Induction hormonale ; Barrage Harreza.

ملخص

بهدف الحفاظ على تكاثر سمك الصنندر *Stizostedion Lucioperca* والشبوط الملكي *Cyprinus carpio* لما لهما من قيمة غذائية واقتصادية عالية، قمنا بالعمل على إتقان تقنيات التكاثر شبه الخاضعة للسيطرة لسمك الصنندر، وتقنية التكاثر الاصطناعي لسمك الشبوط الملكي.

بهدف معرفة نوعية المياه المستخدمة قمنا بتحليلات فيزيائية و كيميائية مثل درجة الحرارة والأكسجين المذابة ، الرقم الهيدروجيني ، الأمونيوم ، النترات ، النتريت ، الفوسفات و قد أظهرت هذه التحاليل نتائج جيدة فيما يخص نوعية المياه .

تم صيد سمك الصنندر و الشبوط الملكي على مستوى سد حريزة و تعتمد تقنية التكاثر لكلا النوعين على الحث الهرموني (الغدة النخامية و اوفابريم) و قد سجلنا معدل إخصاب لسمك الصنندر يتراوح بين 90 % و 95 % ، كما سجلنا معدل إخصاب يقدر ب 61 % لسمك الشبوط الملكي.

من خلال دراستنا ، وجدنا أن من بين الأنواع السبعة من الأسماك الموجودة في سد حريزة (الشبوط الشائع ، الشبوط الملكي ، الكارب الفضي ، الكارب الكبير، الكنيب ، الدنيس ، الكارب الداكن) ، الفريسة المفضلة لصنندر هي السمك الداكن.

الكلمات المفتاحية: *Stizostedion Lucioperca*، *Cyprinus carpio* ، التكاثر، الحث الهرموني، سد حريزة.

ABSTRACT

This work is about study of the reproduction of two freshwater families : the *Stizostedion Lucioperca* pikeperch of the percida family, and the carp *Cyprinus carpio* of the cyprinid family, both species represents a great interest their qualities and their interests economic. The aim of this work is to master the semi-controlled breeding techniques of the Sander *Stizostedion Lucioperca* and the artificial carp of the royal carp *Cyprinus carpio* at the Harreza dam.

Physicochemical analyzes of water used for breeding and rearing such as temperature, dissolved oxygen, PH, ammonium, nitrate, nitrite, phosphate which have shown satisfactory results and which follow the standards of good quality water.

The progeny of zander and king carp are fished from the Harreza dam, are characterized by a dominance of females relative to males. The reproduction experiment was carried by the hormonal induction of oviposition (pituitary and ovaprim), the parents of the zander give a higher rate of fertilization varies between 90% and 95%, The royal carp has a fertilization rate of 61% with a probability of 0.007848 for the first female, and 42% with a probability of 0.009005 for the second.

During our study, we found that among the seven species of fish (common carp, common carp, silver carp, bigmouth carp, bleak, bream, crucian carp), existing at the Harreza dam, the preferred prey of pikeperch is bleak.

Key words : *Stizostedion Lucioperca*, *Cyprinus carpio*, physicochemical analyzes, reproduction, hormonal induction.

LISTE DES ABREVIATIONS :

A.C.P :Analyse en composantes principales.

ANOVA : Analyse Of Variance.

A.N.B.T : Agence national des barrages et transferts.

CNRDPA : Centre National de Recherche et de Développement la Pêche et l'Aquaculture.

FAO : Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture.

F1 : La première Femelle.

F2 : La deuxième Femelle.

GTH :Gonadotrophine hormone.

Gn-RH : Adénocorticotrop hormone.

M/F : Male / Femelle.

n : Nombre d'individu.

nbr : Nombre.

N : La somme des larves obtenues dans la caisse à chaque opération

ONDPA :Office National de Développement et de Production Aquacole.

P : Probabilité.

PH : Potentiel d'hydrogène.

SEAAL : Société des eaux et de l'assainissement d'Alger.

LA LISTE DES TABLEAUX :

Tableaux	Titre	Page
Tableau n° 01	Principales espèce de cyprinidés faisant l'objet d'élevage et régime alimentaire dominant des adultes.	10
Tableau n° 02	Représentation des doses de l'hormone injectée aux géniteurs de sandre.	60
Tableau n° 03	Représentation des doses injectée aux géniteurs de la carpe.	60
Tableau n° 04	Représentation des doses de l'hormone injectée aux géniteurs de la carpe royale.	61
Tableau n° 05	Représentation du contrôle thermique des bassins de stabulation de la carpe royale après les deux injections.	61
Tableau n° 06	Norme de qualité des eaux pour les poissons.	41
Tableau n° 07	Inventaire des géniteurs pêchés.	41
Tableau n° 08	Nombre d'œufs par kilogramme de poids vif pour chaque femelle par la méthode volumétrique.	47

LISTE DES FIGURES :

Figure	Titre	Page
Figure n° 01	Le sandre : <i>Stizostedion Lucioperca</i> .	7
Figure n° 02	La carpe royale : <i>Cyprinus carpio</i> .	11
Figure n° 03	Physiologie de la reproduction chez les poissons ; organes et hormones impliquées dans la reproduction.	13
Figure n° 04	Station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza.	17
Figure n° 05	Sandre (<i>Stizostedion Lucioperca</i>).	18
Figure n° 06	Carpe royale (<i>Cyprinus carpio</i>).	18
Figure n° 07	Nettoyage et désinfection des nids et des bassins.	19
Figure n° 08	Pêche et démaillage des géniteurs pêchés.	20
Figure n° 09	Géniteur anesthésiée.	21
Figure n° 10	Aspiration des ovocytes des femelles du sandre et la carpe royale avec un cathéter.	22
Figure n° 11	Pesage et marquage des géniteurs.	22
Figure n° 12	Extraction de l'hypophyse.	23
Figure n° 13	Conservation des glandes pituitaires.	24
Figure n° 14	Confection et mis en place les nids dans les bassins.	24
Figure n° 15	Préparation de l'injection hormonale.	25
Figure n° 16	Injection hormonal au niveau du muscle dorsale.	26

Figure n° 17	Géniteurs injecté dans le bassin.	26
Figure n° 18	Cystes d'artémia.	27
Figure n° 19	Incubation des cystes d'artémia.	27
Figure n° 20	Préparation de l'extrait des glandes pituitaires pour l'injection.	28
Figure n° 21	Injection hormonal au niveau du muscle dorsale.	28
Figure n° 22	Géniteurs injectées dans les bassins.	29
Figure n° 23	Prélèvement des œufs par stripping.	29
Figure n° 24	La mise en place des œufs sur le nid.	29
Figure n° 25	Elimination des déchets par siphonage.	30
Figure n° 26	Suturation l'orifice génital de femelle.	31
Figure n° 27	Prélèvement des ovules par stripping.	32
Figure n° 28	Prélèvement de laitance.	32
Figure n° 29	Incorporation du sperme et des œufs.	33
Figure n° 30	Ajouter la solution fécondante aux ovules.	33
Figure n° 31	Enlèvement de la couche adhésive par lait.	34
Figure n° 32	Rinçage par l'eau.	34
Figure n° 33	Mise des œufs en incubation.	35
Figure n° 34	Schéma représentatif des expériences réalisées.	38
Figure n° 35	Résultats des paramètres physico-chimiques de l'eau de forage et de l'eau de barrage.	40

Figure n° 36	Nids plein d'œufs après la ponte.	43
Figure n° 37	Mesure d'une larve de Sandre après deux jours d'éclosion.	44
Figure n° 38	Larve du sandre après un jour d'éclosion.	44
Figure n° 39	Contamination des œufs par des champignons.	46
Figure n° 40	Différents stades du développement embryonnaire.	48
Figure n° 41	Projection des nombres d'œufs fécondés et non fécondés des deux femelles sur les deux axes de l'ACP.	49
Figure n° 42	Projection de nombre des larves des deux femelles sur les deux axes de l'ACP. (A : femelle 1, B : femelle 2)	51
Figure n° 43	Mesure d'une larve d'une carpe royale après deux jours d'éclosion.	54

LISTE DES FIGURES :

Figure	Titre	Page
Figure 01	Le sandre : <i>Stizostedion Lucioperca</i> .	7
Figure 02	La carpe royale : <i>Cyprinus carpio</i> .	11
Figure 03	Physiologie de la reproduction chez les poissons ; organes et hormones impliquées dans la reproduction.	13
Figure 04	Photo d'un vue générale du barrage de Harreza	16
Figure 05	Station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza.	17
Figure 06	Sandre (<i>Stizostedion Lucioperca</i>).	18
Figure 07	Carpe royale (<i>Cyprinus carpio</i>).	18
Figure 08	Nettoyage et désinfection des nids et des bassins.	19
Figure 09	Pêche et démaillage des géniteurs pêchés.	20
Figure 10	Géniteur anesthésiée.	21
Figure 11	Aspiration des ovocytes des femelles du sandre et la carpe royale avec un cathéter.	22
Figure 12	Pesage et marquage des géniteurs.	22
Figure 13	Extraction de l'hypophyse.	23
Figure 14	Conservation des glandes pituitaires.	24
Figure 15	Confection et mis en place les nids dans les bassins.	24
Figure 16	Préparation de l'injection hormonale.	25

Figure 17	Injection hormonal au niveau du muscle dorsale.	26
Figure 18	Géniteurs injecté dans le bassin.	26
Figure 19	Cystes d'artémia.	27
Figure 20	Incubation des cystes d'artémia.	27
Figure 21	Préparation de l'extrait des glandes pituitaires pour l'injection.	28
Figure 22	Injection hormonal au niveau du muscle dorsale.	28
Figure 23	Géniteurs injectées dans les bassins.	29
Figure 24	Prélèvement des œufs par stripping.	29
Figure 25	La mise en place des œufs sur le nid.	29
Figure 26	Elimination des déchets par siphonage.	30
Figure 27	Suturation l'orifice génital de femelle.	31
Figure 28	Prélèvement des ovules par stripping.	32
Figure 29	Prélèvement de laitance.	32
Figure 30	Incorporation du sperme et des œufs.	33
Figure 31	Ajouter la solution fécondante aux ovules.	33
Figure 32	Enlèvement de la couche adhésive par lait.	34
Figure 33	Rinçage par l'eau.	34
Figure 34	Mise des œufs en incubation.	35
Figure 35	Schéma représentatif des expériences réalisées.	38

Figure 36	Résultats des paramètres physico-chimiques de l'eau de forage et de l'eau de barrage.	40
Figure 37	Nids plein d'œufs après la ponte.	43
Figure 38	Mesure d'une larve de Sandre après deux jours d'éclosion.	44
Figure 39	Larve du sandre après un jour d'éclosion.	44
Figure 40	contamination des œufs par des champignons.	46
Figure 41	Différents stades du développement embryonnaire.	48
Figure 42	Projection des nombres d'œufs fécondés et non fécondés des deux femelles sur les deux axes de l'ACP.	49
Figure 43	Projection de nombre des larves des deux femelles sur les deux axes de l'ACP. (A : femelle 1, B : femelle 2)	51
Figure 44	Mesure d'une larve d'une carpe royale après deux jours d'éclosion.	54

Table des matières

INTRODUCTION.....	1
-------------------	---

CHAPITRE I : RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUES.

I.1. Définition de l'aquaculture.....	3
I.2. L'historique d'aquaculture en Algérie.....	3
I.3. Les différents types de pisciculture.....	5
I.4. Présentation des espèces étudiées.....	6
I.4.1 La biologie l'écologie de sandre.....	6
I.4.1.1. Définition.....	6
I.4.1.2. Systématique.....	6
I.4.1.3. Morphologie.....	7
I.4.1.4. Comportement.....	8
I.4.1.5. Régime alimentaire.....	8
I.4.1.6. Habitat.....	8
I.4.1.7. Reproduction.....	9
I.4.2. la biologie de la carpe royale.....	9
I.4.2.1. Systématique.....	9
I.4.2.2. Morphologie.....	10
I.4.2.3. Habitat.....	11
I.4.2.4. Régime alimentaire.....	11
I.4.2.5. Reproduction et maturité.....	11
I.5. Reproduction.....	12
I.5.1. Physiologie de la reproduction.....	12
I.5.2. Reproduction avec traitement hormonal.....	14
I.6. facteurs influant sur la reproduction.....	14

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

II.1. Présentation des zones d'étude.....	16
II.1.1. Présentation du site de pêche.....	16
II.1.2. Présentation de la station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale De Harreza.....	16
II.1.3. Présentation de l'écloserie des poissons d'eau douce de Tabia.....	17
II.2. Matériel utilisé.....	18
II.2.1. Matériel biologique.....	18
II.2.2. Appareillage et réactifs.....	18
II.3. Méthode.....	19
II.3.1. Analyses physico-chimiques de l'eau de barrage et l'eau de forage de la station de Harreza.....	19
II.3.2. Préparation des infrastructures.....	19

II.3.3. La pêche.....	20
II.3.4. La sélection des géniteurs.....	20
II.3.5. Transport des géniteurs.....	21
II.3.6. Anesthésie.....	21
II.3.7. Vérification du stade de maturation des ovocytes.....	21
II.3.8. Pesage et marquage.....	22
II.3.9. Extraction des glandes pituitaires (hypophyse).....	23
II.3.10. Confection et mis en place les nids dans les bassins.....	24
II.3.11. Régime alimentaire du sandre.....	25
II.4. Insémination semi contrôlée du sandre et la carpe royale au niveau de la station de Harreza.....	25
II.4.1. Sandre.....	25
II.4.1.1. Injection hormonale.....	25
II.4.1.2. L'incubation et éclosion.....	26
II.4.1.3. Elevage larvaire.....	26
II.4.2. Carpe royale.....	27
II.4.2.1. Injection hormonale.....	27
II.4.2.2. stripping.....	29
II.4.2.3. L'incubation et l'éclosion.....	30
II.4.3. Elimination des déchets présents dans l'incubateur.....	30
II.5. Insémination artificiel de la carpe royale au niveau de l'écloserie des poissons des eaux douces de Sidi Bel Abbes.....	31
II.5.1. Injection hormonale (hypophyse).....	31
II.5.2. Stripping.....	32
II.5.3. Fécondation artificielle.....	33
II.5.4. Incubation.....	34
II.5.4.1. Taux de fécondation.....	35
II.5.4.2. Développement embryonnaire.....	35
II.5.6. Eclosion.....	36
II.5.7. Elevage larvaire.....	36
II.5.7.1. Déplacement des larves.....	36
II.5.7.2. Alimentation.....	36
II.5.8. L'ensemencement des larves.....	37
II.5.9. Analyses statistique.....	39

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSIONS

III.1. Résultat d'analyse physico chimique de l'eau.....	40
III.2. Pêche et Sélection des géniteurs.....	41
III.3. Régime alimentaire.....	42
III.4. Extraction des hypophyses.....	42
III.5. Insémination semi contrôler du sandre et du la carpe royale au niveau de la station expérimentale d'eau douce de Harreza.....	43
III.5.1. Sandre :.....	43

III.5.1.1. Réponse à la stimulation hormonale	43
III.5.1.2. Elevage larvaire.....	44
III.5.1.3. Ensemencement.....	45
III.5.2. Résultat de la Carpe royale.....	45
III.6. Insémination artificiel de la carpe royale au niveau de l'écloserie des poissons d'eaux douce de Sidi Bel Abbes.....	46
III.6.1. Stripping des femelles.....	46
III.6.2. Le développement embryonnaire.....	47
III.6.3. Analyses statistiques.....	49
III.6.4. Taux de fécondation.....	52
III.6.5. Le taux d'éclosion.....	53
III.6.6. Elevage larvaire.....	53
CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	55
REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE.....	56
ANNEXE.....	60

Sommaire

INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I : RAPPEL BIBLIOGRAPHIQUES.	
I.1. Définition de l'aquaculture.....	3
I.2. L'historique d'aquaculture en Algérie.....	3
I.3. Les différents types de pisciculture.....	5
I.4. Présentation des espèces étudiées.....	6
I.4.1 La biologie l'écologie de sandre.....	6
I.4.1.1. Définition.....	6
I.4.1.2. Systématique.....	6
I.4.1.3. Morphologie.....	7
I.4.1.4. Comportement.....	8
I.4.1.5. Régime alimentaire.....	8
I.4.1.6. Habitat.....	8
I.4.1.7. Reproduction.....	9
I.4.2. la biologie de la carpe royale.....	9
I.4.2.1. Systématique.....	9
I.4.2.2. Morphologie.....	10
I.4.2.3. Habitat.....	11
I.4.2.4. Régime alimentaire.....	11
I.4.2.5. Reproduction et maturité.....	11
I.5. Reproduction.....	12
I.5.1. Physiologie de la reproduction.....	12
I.5.2. Reproduction avec traitement hormonal.....	14
I.6. facteurs influant sur la reproduction.....	14
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES	
II.1. Présentation des zones d'étude.....	16
II.1.1. Présentation du site de pêche.....	16
II.1.2. Présentation de la station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza.....	16
II.1.3. Présentation de l'écloserie des poissons d'eau douce de Tabia.....	17
II.2. Matériel utilisé.....	18
II.2.1. Matériel biologique.....	18
II.2.2. Appareillage et réactifs.....	18
II.3. Méthode.....	19
II.3.1. Analyses physico-chimiques de l'eau de barrage et l'eau de forage de la station de Harreza.....	19
II.3.2. Préparation des infrastructures.....	19
II.3.3. La pêche.....	20
II.3.4. La sélection des géniteurs.....	20

II.3.5. Transport des géniteurs.....	21
II.3.6. Anesthésie.....	21
II.3.7. Vérification du stade de maturation des ovocytes.....	21
II.3.8. Pesage et marquage.....	22
II.3.9. Extraction des glandes pituitaires (hypophyse).....	23
II.3.10. Confection et mis en place les nids dans les bassins.....	24
II.3.11. Régime alimentaire du sandre.....	25
II.4. Insémination semi contrôlée du sandre et la carpe royale au niveau de la station de Harreza.....	25
II.4.1. Sandre.....	25
II.4.1.1. Injection hormonale.....	25
II.4.1.2. L'incubation et éclosion.....	26
II.4.1.3. Elevage larvaire.....	26
II.4.2. Carpe royale.....	27
II.4.2.1. Injection hormonale.....	27
II.4.2.2. stripping.....	29
II.4.2.3. L'incubation et l'éclosion.....	30
II.4.3. Elimination des déchets présents dans l'incubateur.....	30
II.5. Insémination artificiel de la carpe royale au niveau de l'écloserie des poissons des eaux douces de Sidi Bel Abbes.....	31
II.5.1. Injection hormonale (hypophyse).....	31
II.5.2. Stripping.....	32
II.5.3. Fécondation artificielle.....	33
II.5.4. Incubation.....	34
II.5.4.1. Taux de fécondation.....	35
II.5.4.2. Développement embryonnaire.....	35
II.5.6. Eclosion.....	36
II.5.7. Elevage larvaire.....	36
II.5.7.1. Déplacement des larves.....	36
II.5.7.2. Alimentation.....	36
II.5.8. L'ensemencement des larves.....	37
II.5.9. Analyses statistique.....	39

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSIONS

III.1. Résultat d'analyse physico chimique de l'eau.....	40
III.2. Pêche et Sélection des géniteurs.....	41
III.3. Régime alimentaire.....	42
III.4. Extraction des hypophyses.....	42
III.5. Insémination semi contrôler du sandre et du la carpe royale au niveau de la station expérimentale d'eau douce de Harreza.....	43
III.5.1. Sandre :.....	43
III.5.1.1. Réponse à la stimulation hormonale.....	43
III.5.1.2. Elevage larvaire.....	44

III.5.1.3. Ensemencement.....	45
III.5.2. Résultat de la Carpe royale.....	45
III.6. Insémination artificiel de la carpe royale au niveau de l'écloserie des poissons d'eaux douce de Sidi Bel Abbes.....	46
III.6.1. Stripping des femelles.....	46
III.6.2. Le développement embryonnaire.....	47
III.6.3. Analyses statistiques.....	49
III.6.4. Taux de fécondation.....	52
III.6.5. Le taux d'éclosion.....	53
III.6.6. Elevage larvaire.....	53
CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	55
REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE.....	56
ANNEX.....	60

INTRODUCTION

Introduction

L'aquaculture est composée de l'élevage de poissons de mer, d'eau douce, des crustacés, des mollusques et des algues. Elle est considérée comme un grand secteur dans la production d'aliments à forte teneur en protéines animales, au cours de la dernière décennie, elle a connu un essor considérable et important dans le monde. Elle est considérée de plus en plus comme partie intégrante des moyens utilisés pour assurer la sécurité alimentaire et le développement économique mondial (FAO ,2002).

L'Algérie dispose de différents écosystèmes aquatiques continentaux, comme les barrages et différentes plans d'eau, qui peuvent être un atout pour le développement de la pisciculture et la pêche continentale (Meddour *et al .*, 2005).

Parmi les espèces introduites en Algérie, on citera : le sandre : *Stizostedion Lucioperca* et la carpe royale : *Cyprinus carpio*.

Le sandre (*Stizostedion Lucioperca*) est une espèce carnivore de la famille percidé, vit dans les milieux calmes. Originaire du bassin du Danube, en France à partir de l'Alsace ou il a été introduit en 1851(Schlumberger, 2002). Il présente aussi une multitude d'atouts sur le plan socio-économique, notamment une excellente qualité nutritionnelle et gustative lui conférant une valeur commerciale élevée parmi les poissons produit en eau douce, est une croissance rapide (M'Hetliet *al.*, 2011).

La carpe (*Cyprinus carpio*) est une espèce omnivore qui vit dans les eaux tranquilles, stagnantes, chaudes et peu profondes des rivières, des canaux, des étangs et des lacs. Pêche souvent à la ligne, c'est le candidat idéal pour l'aquaculture et la pêche sportive. *Cyprinus carpio* est une espèce introduite en Algérie et sa première introduction remonte à 1860. Depuis cette date, plus de 86 actions de repeuplement des lacs et des barrages d'Algérie ont été enregistrées dans le cadre du programme national d'introduction des espèces exotiques (Kara, 2012).

L'élevage des poissons dépend dans une large mesure des qualités physico-chimiques de l'eau. Ces dernières peuvent être caractérisées par de nombreux paramètres, mais seulement les plus importants seront mesurés dans notre travail, tels que la température, l'oxygène dissous, le pH, le taux d'ammonium, de nitrate, de nitrite et phosphate. Nous avons choisis ces paramètres qui affectent le plus les différentes phases de l'élevage (Billard, 1995).

Pour la bonne gestion et la durabilité des ressources halieutiques des différents plans d'eau continentaux, le CNRDPA a organisé plusieurs campagnes de reproduction des poissons d'eau douce à travers ses différentes annexes. Dans ce cadre le CNRDPA a effectué des opérations de la reproduction semi contrôlée du sandre : *Stizostedion Lucioperca* et la reproduction artificielle de la carpe royale au niveau de la station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza et au niveau de l'écloserie des poissons d'eau douce de Tabia à Sidi Bel Abbes.

L'objectif de notre travail est de maîtriser les techniques de la reproduction semi contrôlés du sandre : *Stizostedion Lucioperca* et la reproduction artificielle de la carpe royale *Cyprinus carpio* par induction hormonal.

Notre travail comporte trois chapitres. Dans le premier, nous rapportons des rappels bibliographiques sur les deux espèces. Dans la deuxième partie nous décrivons le matériel et les techniques utilisées. Les résultats obtenus sont rapportés et discutés dans la troisième partie et à la fin on terminera par une conclusion et des perspectives.

CHAPITRE I :
RAPPELS BIBLIOGRAPHIQUES

I.1. Définition de l'aquaculture :

L'aquaculture est définie comme l'art de multiplier et d'élever les animaux et les plantes aquatiques (Barnabe, 1991).

Selon Barnabe en (1989), le terme aquaculture recouvre toutes les activités qui ont pour objet la production, la transformation, le conditionnement et la commercialisation d'espèce aquatique, qu'il s'agisse de plante ou d'animaux d'eaux douce, saumâtre ou salée.

Elle s'intéresse à plusieurs catégories de production dont les principales :

- La conchyliculture concerne l'élevage des mollusques.
- La pisciculture concerne l'élevage des poissons.
- L'astaciculture définissant l'élevage de l'écrevisse genre astacia.
- L'algoculture définissant la culture des algues.
- L'echinoculture concerne l'élevage des oursins.
- La carcinoculture concerne l'élevage des crustacés.

I.2. L'historique de l'aquaculture en Algérie :

Différentes opérations ont marquées l'histoire de l'aquaculture algérienne :

Selon le biologiste français « Novella » les premiers essais furent en 1880 au niveau de l'embouchure d'Arzew (Karali et Echikh, 2004).

- **1921** : Création de la station d'aquaculture et de pêche de Bousmail avec pour objectif la détermination des meilleurs sites pour la conchyliculture et la pisciculture.
- **1937** : Création de la station d'alevinage du Grip (empoissonnement en truites arc en ciel).
- **1940** : Exploitation des lacs Oubeira et El Mellah et Tonga avec culture de coquillages.
- **1947** : Création de la station Mazafran, dans l'optique de repeuplement en poissons d'eau douce et de recherches hydro biologiques.
- **1962-1980** : L'après indépendance, la quasi totalité des actions ont été menées sur les lacs de l'est et sur la station de Mazafran.

- **1973** : Mise en valeur du lac El mellah, pour l'installation des tables conchyliques.
- **1974** : Une étude de mise en valeur du lac Oubeira a conduit à un projet d'installation d'une unité de fumage d'anguilles.
- **1978** : Un programme de coopération avec la Chine a été mis en place, centré sur 2 axes :
 - Initiation aux techniques de reproduction et d'alevinage pour le repeuplement.
 - Tentatives d'élevage larvaire de crevettes *Peneus kerathurus*.
- **1982 -1990** : exploitation de l'anguille aux lacs Tonga, Oubeira et Mellah par un privé. la production annuelle moyenne était de l'ordre de 80 tonnes exporté vers l'Italie.
- **1983-1984** : Premiers travaux de réalisation d'une éclosierie de loup au lac El mellah.
- **1985-1986** : Des reervoirs d'eau furent peuplés ou repeuplés en poissons importés de Hongrie : carpes royales, carpes à grande bouches, carpes herbivores, carpes argentées, sandres.
- **1987** : Filière sub-surface installée par l'ONDPA.
- **1989** : Implantation d'une éclosierie type mobile à Harreza pour la reproduction de carpes (10 millions de larves), une autre éclosierie de carpes à double capacité que la première a été implantée à Mazafran.
- **1991** : dans le cadre de repeuplement, 6 millions d'alevins de carpes ont été lâchés dans les plans d'eau des barrages Baraka, Gargar, Meurdjet-El amel, Benaouda, Oubeira.
- ❖ Durant les années de 1921 à 1993 aucune politique durable n'a permis de promouvoir le secteur de l'aquaculture.
 - **1999** : Inventaires des sites aquacoles à travers le pays.
 - **2000** : Création d'un comité national autour du sujet : Aquaculture en Algérie ; ce qui a abouti à des résultats importants du point de vue perspectives, ainsi un établissement du plan national d'aquaculture en Algérie.
 - **2001** : Début de la première campagne d'élevage d'alevins, ainsi qu'une exploitation plus ample de sites aquatiques à travers le territoire national (côtière, intérieure, Saharienne).
 - **2002** : importation de tilapia d'Egypte, opération de lâchers d'alevins et de mulets.

I.3. Les différents types de pisciculture :**I.3.1 Pisciculture extensive :**

Les élevages sont conduits sans fertilisants ni apports de nourriture et visent au maintien d'un équilibre écologique naturel et stable, mais dirigé au profit de l'homme (Barnabé, 1991). Ce système est basé sur la migration naturelle des poissons euryhalins (Lacroix, 2004). Durant le cycle de production, les poissons se nourrissent à base de ressources naturelles et aucune alimentation supplémentaire n'est rajoutée (FAO, 2011).

I.3.2. Pisciculture semi-intensive :

Dans ces systèmes, le contrôle humain de l'environnement de la ferme est plus important que dans le système extensif. Il peut simplement impliquer le peuplement des lagunes avec des juvéniles qui ont été en pré-grossissement dans le système intensif (FAO, 2011). Dans ce cas, il est aussi possible de fertiliser la zone d'élevage pour augmenter la disponibilité de nourriture naturelle (Barnabé, 1991).

I.3.3. Pisciculture intensive :

Dans ce cas, l'eau et l'alimentation sont contrôlées (Lacroix, 2004). Les phases de pré-grossissement et grossissement intensives des poissons peuvent être réalisées dans des installations à terre avec des bacs rectangulaires en béton qui varient en taille (200–3000 m³) selon la taille des poissons et de la production demandée (FAO, 2011).

I.4. Présentation des espèces étudiées :**I.4.1. La biologie de sandre :****I.4.1.1. Définition :**

Le sandre est une espèce de la famille percidé est originaire d'Europe centrale et orientale (bassin du Danube). Il s'est introduit chez nous à la vitesse de 30km/ an grâce notamment aux nombreux canaux qui ont facilité les migrations.

Le mot sandre dérive de nom allemand « Zander » lui-même dérivant de mot « Zahn » qui signifie dent fessant probablement référence aux 2 paires de canines proéminentes chez cette espèce (Pollet, 1959).

I.4.1.2 Systématique : (Linnaeus, 1758).

Embranchement : Vertébrés.

Super classe : Poissons.

Classe : Ostéichthyens.

Sous classe : Actinoptérygiens.

Super ordre : Téléostéens.

Ordre : Perciformes.

Famille : Percidés.

Genre : Sander.

Espèce : *Stizostedion Lucioperca.*

I.4.1.3. Morphologie :

- Son corps est allongé, cylindrique et fusiforme lui permettant une nage rapide.
- Sa tête est allongée avec un museau pointu.
- Ses mâchoires sont puissamment dentées : ses dents, certaines en forme de canines (2 à chaque mâchoire), sont disposées sur le pré maxillaire, le palatin et le vomer, il n'en possède pas sur la langue.
- Sa bouche est largement fendue, jusqu'au bord postérieur de l'œil.
- Les yeux sont grands, globuleux et vitreux, avec un système de tapis réflecteur riche en pigments rétinien (porphyropsine).
- Les opercules possèdent une pointe postérieure acérée,
- Ses écailles sont petites et cténoïdes, très rugueuses et fortement adhérentes.
- Les 2 nageoires dorsales sont séparées d'un mince intervalle.

L'ensemble de ces caractères morphologiques présente une très faible variabilité inter populationnelle en fonction des fluctuations environnementales (Bruslé et Quignard, 2001).

- Son dos est sombre, gris-vert à gris-brun et noir, ses flancs sont plus clairs avec 8 à 12 bandes transversales sombres tandis que sa face ventrale est blanchâtre et que la nageoire pectorale est jaune pâle. Le mâle est plus sombre (noir) que la femelle au moment de la reproduction (Bruslé et Quignard, 2001).
- Le sandre mesure de 40 à 70 cm et jusqu'à 1 m 30 pour des poids de 10 à 15 kg (maximum 18 kg). Il n'existe pas de différence de taille ou de poids sensible entre mâle et femelle. Il peut vivre de 10 à 15 ans (maximum 20 ans)(Bruslé et Quignard, 2001).



Figure n°01 : Le sandre : *Stizostedion Lucioperca* (Meddour et al.2005).

I.4.1.4. Comportement :

Le sandre mène une vie grégaire et chasse en bandes. Il est maximal durant l'été mais les sandres demeurent actifs durant l'hiver ainsi qu'en témoignent les suivis par radiopistage ou tracking. Le plus souvent il est sédentaire mais il est capable de déplacements (jusqu'à 200 km) dans les cours d'eau. Les femelles se déplacent plus que les mâles et leur mobilité dépend de la température : des températures trop faibles ($<5^{\circ}\text{C}$) ou trop chaudes ($>30^{\circ}\text{C}$) provoquent des déplacements : les sandres sont alors à la recherche de températures plus compatibles avec leurs exigences thermiques (Bruslé et Quignard, 2001).

I.4.1.5. Régime alimentaire :

Le sandre est un carnassier capturant des proies (ablettes *Alburnus alburnus*, brèmes *Abramis brama*, goujons *Gobio gobio*, petits gardons *Rutilus rutilus*, rotengles *Scardinius erythrophthalmus* et barbeaux *Barbus barbus*...) qui sont de plus petite taille (6 à 12 cm) que celles recherchées par le brochet *Esox Lucius* en raison de son gosier plus étroit. Il consomme aussi des écrevisses dans certains plans d'eau. Le sandre contrôle l'abondance des brèmes *Abramis brama* dans la mesure où sa prédation sur les juvéniles peut atteindre 97,7 %. Il pratique aussi le cannibalisme. Il est considéré comme un prédateur d'affût et de poursuite. Sa vitesse de nage est considérable au moment de l'attaque des proies : 3,1 fois sa longueur corporelle. Il est très vorace et chasse pendant les périodes de faible luminosité (son organisation oculaire et sa structure rétinienne sont très différentes de celles d'un autre Percidé, la perche *Perca fluviatilis*, et permet une vision en lumière réduite) (Bruslé et Quignard, 2001).

I.4.1.6. Habitat :

Le sandre fréquente des eaux calmes et profondes (lacs, réservoirs, ballastières...) et des eaux courantes (fleuves, rivières...) à cours plutôt lent et présentant des zones profondes (fonds de sable, de graviers, de cailloux ou de rochers). Les eaux mésotrophes de la zone à brème sont favorables au développement de ses populations. Ses exigences en oxygène sont de 3,5 à 4 mg/l (Bruslé et Quignard, 2001) et il peut se rencontrer dans les eaux saumâtres (Olivier et Schlumberger, 2001).

I.4.1.7. Reproduction :

- Naturel : ponte sur gravier, racines, en profondeur : au moins 1 m en pisciculture et jusqu'à 12 – 14 m dans le lac de gazaux, landes (Roqueplo, 1986). Le nid est nettoyé et protégé par le mal.
- Température de l'eau : 10 – 12 °c en Hongrie (Horvath et *al.*, 1984) et dans certains grands lacs en France, 15°C en Camargue œufs adhérents.
- Diamètre des œufs : 1 – 1.5 mm. De 150000 à 200000 œufs par kg de femelle (dépend fortement de la qualité de nourriture disponible). De 1 à 1.3 millions d'œufs au kg (Horvath et *al.*, 1984).
- Contrôler : nids artificiels submergés (40*40,80*80 cm) dans bassins à fond nu. Nids espacés de 2.5 – 3 m. autant de nids que de couples. Sexe ratio M/F/ 1/1 (Wojnarovich, 1968 ; Arrigon, 1970 ; Huet, 1970 ; Horvath et *al.*, 1984).

I.4.2. La biologie des carpes :**I.4.2.1. Systématique :**

D'après Linnaeus (1758) la classification de Cyprinus carpio est la suivante :

Règne : Animalia.

Embranchement : Chordata.

Classe : Actinoptérygiens.

Ordre : Cypriniformes.

Famille : Cyprinidés.

Genre : Cyprinus.

Espèces : Cyprinus carpio.

Tableau n°01 : principales espèce de cyprinidés faisant l'objet d'élevage et régime alimentaire dominant des adultes (Billard, 1995).

Genre	espèce	Nom commune français	Nom anglais	Régime alimentaire
Cyprinus	<i>C. carpio</i> (plusieurs souches)	Carpe commune	Common carp	Benthos, zooplancton
Cténopharyngodon	<i>C. idella</i>	Carpe herbivore ou Carpe amour	Gass carp	végétaux
Hypophthalmichthys	<i>H. molitrix</i>	Carpe argentée	Silver carp	Phytoplancton et zooplancton
Aristichthys	<i>A. nobilis</i>	Carpe à grand bouche ou marbrée	Big head	zooplancton

I.4.2.2. Morphologie :

Les Corps allongé et trapu. Lèvres épaisses. Deux paires de barbillons à l'angle de la bouche, les plus courts sur la lèvre supérieure. La longueur de la base de la nageoire dorsale avec 17-22 rayons. Base de la nageoire dorsale longue avec 17-22 rayons ramifiés et solides, épine dentée en avant, nageoire dorsale de forme concave antérieurement. Nageoires anales avec 6-7 rayons mous, bord postérieur de la 3^{ème} épine des nageoires dorsale et anale avec des spinules. Ligne latérale avec 32 à 38 écailles. Dents pharyngiennes 5:5, dents avec couronnes aplaties. Couleur variable, les carpes sauvages sont brunes à vertes sur le dos et les côtés supérieurs, nuances jaunes or au niveau du ventre. Les nageoires sont sombres, ventre avec une nuance rouge. La carpe dorée est reproduite pour un but ornemental (FAO, 2009).

Les carpes dites « miroir » (carpe royale) ont une écaillure incomplète, les carpes « cuir » en sont dépourvues.



Figure n° 02 : La carpe royale : *Cyprinus carpio* (Meddour et al.2005).

I.4.2.3. Habitat :

Eaux calmes, à fond vaseux et végétation abondante. Salinité : jusqu'à 0.9%. Non territoriale, en pisciculture, on observe des groupes des carpes appartenant à une même classe de taille. Température optimale : 20 – 28°C. Teneur en oxygène dissous : pour la survie : 0.5 mg/l à 20°C, et pour la prise de nourriture : 5 mg/l à 20°C. Température minimale pour alimentation active : environ 5°C, mais continue à s'alimenter faiblement même si le plan est gelé en surface (Schlumberger, 2002).

I.4.2.4. Régime Alimentation :

Omnivore opportuniste, benthophage (fouille jusqu'à 15 cm en fond vaseux), zoo planctophage occasionnel (des carpes de 1 kg peuvent se gaver de grosses daphnies en cas de prolifération). Accepte des aliments supplémentaires (Schlumberger, 2002).

I.4.2.5. Reproduction et maturité :

Naturelle : ponte à fleur d'eau dans la végétation. Température d'eau : 18-20°C. Oeufs adhérents environ 100000 œufs par kg de femelle. Diamètre des œufs gonflés : 1.5 mm, de 80000 à 120000 œufs au kg, de 120000 à 150000 œufs au litre (Horvath et al., 1984).

Contrôlé : sur frayère ou étang de pose. De 1 à 3 pontes / 100m². De 3 – 5 pontes à 10 pontes / ha sur grands étangs. Sex ratio M/F : 2/1. La maturation : les mâles 2 à 3 étés, et les femelle : de 3 à 4 étés. Elevés en permanence à 23°C, les mâles deviennent matures dès 6 mois

et les femelles à partir de 10-12 mois (Meske, 1985), dans ces conditions, leur reproduction est possible 3-4 fois par ans (Horvath, 1986).

I.5. Reproduction des poissons :

I.5.1. Physiologie de la reproduction :

Le déterminisme des modifications anatomophysiologique impliquées dans la ponte est l'ordre neuroendocrinien, associant des rythmes endogènes (horloge biologique) d'activités glandulaires à des stimulations sensorielles d'origine externe (environnementale) par l'intermédiaire de l'axe hypothalamus-hypophyse-gonade (Bruslé et Quignard, 2004).

Ces stimulations (température, photopériode...) agissent sur l'hypothalamus ou se déclenche la Gn-RH transportée par voie sanguine, va agir sur les récepteurs de Gn-RH des cellules gonadotropes de l'adénohypophyse. Ces cellules vont produire des hormones gonadotrope (GTH) agissant sur la maturation des gonades mâles et femelles (Schlumberger, 2002).

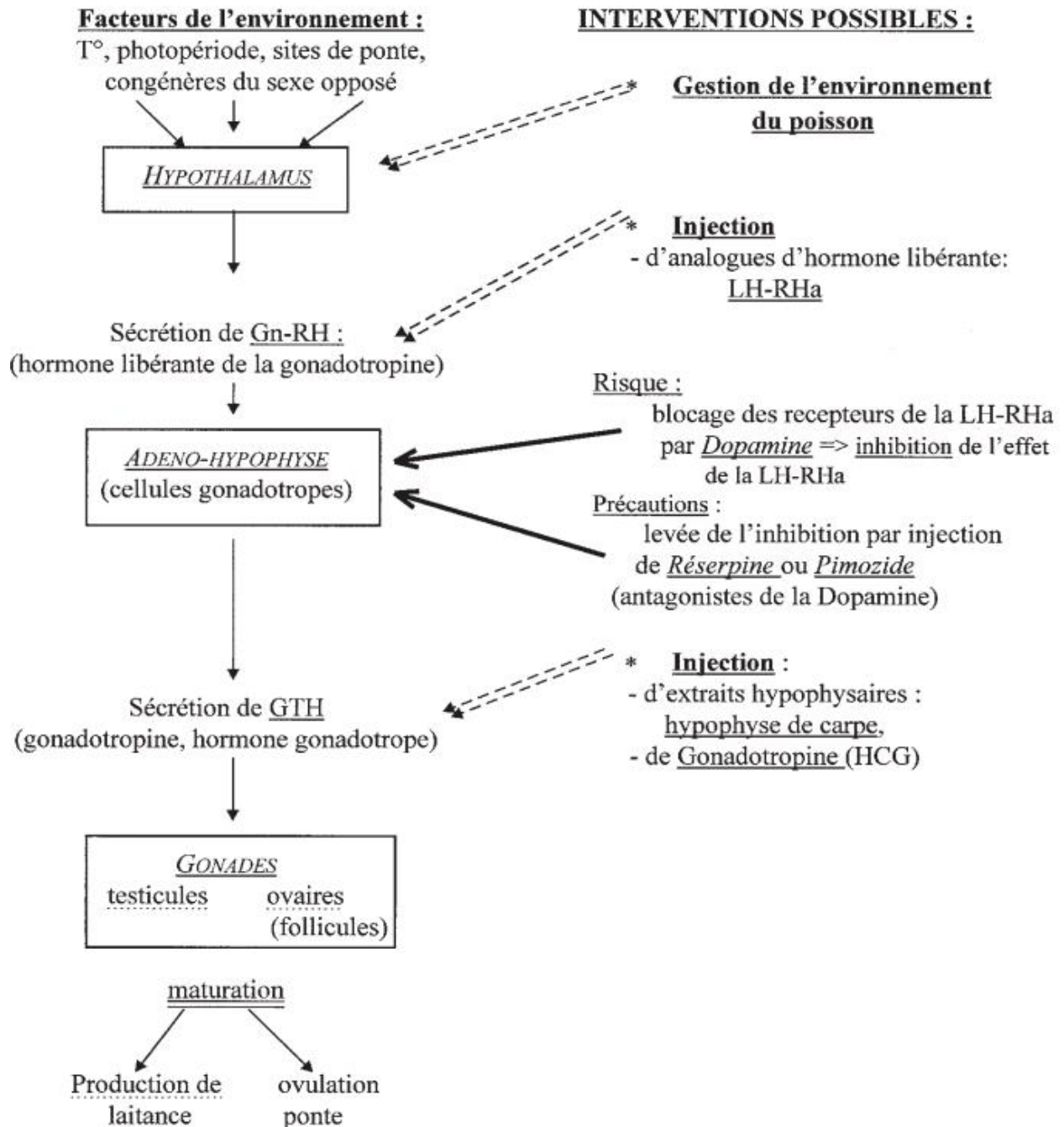


Figure n°03 : Physiologie de la reproduction chez les poissons ; organes et hormones impliquées dans la reproduction (Schlumberger, 2002).

I.5.2. La reproduction avec traitement hormonal :

La reproduction avec traitement hormonal comprend le choix de l'hormone et la dose à injecter, le stripping la fécondation in vitro et l'incubation des œufs ; la sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de taille des ovules et de leur diamètre (Viveen, 1986 ; De Graaf et Janssen, 1996 ; Imorou TOKO, 2007).

Les ovules arrivent à maturité après 11 à 15 heures à une température de 28 °C, ensuite elles sont extraites par pression abdominale (stripping) et fertilisées avec le sperme d'un mâle mature (Imorou ToKo 2007).

Après la fertilisation, les œufs sont mis en incubation et selon le système d'incubation utilisé (des incubateurs, paniers recouverts de toile moustiquaire, système racinaire de plantes aquatique,...) La durée d'incubation est de 672°C h d'après (Viveen, 1986).

I.6. Facteurs influant sur la reproduction :

La reproduction est un phénomène cyclique contrôlé à la fois par un rythme physiologique interne et par les variations saisonnières de l'environnement (Vlaming, 1974).

L'influence des variations saisonnières très marquées de la température et de la photopériode apparaît néanmoins prépondérante chez les espèces vivant en régions tempérées, pour lesquelles la reproduction est généralement limitée à une courte période de l'année. Dans les régions tropicales et équatoriales, où ces facteurs varient moins, certaines espèces ont une reproduction apparemment continue et pour les espèces présentant une cyclicité annuelle le moment de la reproduction est souvent lié aux pluies ou aux crues (Scott, 1979 ; Vlaming, 1974 ; Lowe-Mc Connell, 1979).

Les besoins métaboliques sont couverts par l'alimentation qui est le premier facteur de régulation de la gamétogenèse, une alimentation naturelle plus riche pourrait alors fournir les matières nutritives nécessaires au développement ovarien. La reproduction consomme de l'énergie que l'animal obtient de sa nourriture et la maturation ne s'effectue pas chez les poissons amaigris ne disposants pas de réserves mobilisables suffisantes (Vincent et Saïdou, 1990).

Les facteurs de stress peuvent jouer un rôle important en particulier pour les espèces d'élevage. Les manipulations, la captivité ou le confinement peuvent en effet bloquer différentes phases de la gamétogenèse ou agir sur la fécondité ou la qualité des gamètes (Billard, 1980).

La consommation horaire d'oxygène des géniteurs est de l'ordre de 100mg /kg de poids vif. Le taux minimal d'oxygène dans l'eau est de l'ordre de 6mg/L, il doit être à saturation lors de l'ovulation (après hypophysation). Une diminution de la température ne compense pas un déficit en oxygène au cours de cette phase (Barnabé, 1989).

La ponte peut être déclenchée par l'apport des eaux de la mousson. Qui entraîne des modifications importantes de la composition physico-chimique de l'eau (Breton et *al.* 1980), ont montré que des taux d'oxygène dissous de 3 et 1.5 mg/l étaient susceptibles de supprimer les rythmes de sécrétion journalière de GTH.

CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES

Objectif du travail :

Notre présent travail porte sur la maîtrise des techniques de la reproduction semi contrôlé du sandre et la reproduction artificielle de la carpe royale.

Le travail est réalisé au niveau de la station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza, et au niveau de l'écloserie des poissons d'eau douce de Tabia à sidi bel Abbas. Notre travail a duré deux mois à partir du mois d'février 2019.

II.1.Présentation des zones d'étude :**II.1.1.Présentation du site de pêche :**

Notre pêche des géniteurs du sandre et de la carpe royale est consacrée à un seul site en l'occurrence le barrage de Harreza se trouvant à 15 km au Sud-Ouest de la ville d'El-Khemis, sur l'oued Harreza, qui est un affluent en rive gauche de l'oued de Cheliff. Il est destiné à satisfaire partiellement les besoins en eau d'irrigation de la haute plaine rive gauche du Cheliff, par stockage des eaux de l'oued Harreza et par pompage de l'oued Cheliff à partir de la station d'El-Khemis II. A l'emplacement de site du barrage de Harreza, la superficie du barrage est de 142 km². (A.N.B.T, 2018).



Figure n° 04 : Photo d'un vue générale du barrage de Harreza (Cliché Bettassa et Tafiani, 2018).

II.1.2.Présentation de la station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza :

Notre travail est effectué dans la station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza relevant de la commune de Djélida la wilaya d'Ain Defla au niveau de l'annexe de CNRDPA.



Figure n° 05 : Station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza (Original, 2019).

II.1.3.Présentation de l'écloserie des poissons d'eau douce de Tabia à sidi bel Abbas :

Notre travail s'est effectué à l'écloserie des poissons d'eau douce de Tabia. C'est une écloserie piscicole appartenant au Centre National de la Recherche et Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA), située à proximité du barrage de "Tabia", à 20 km au sud de la Wilaya de Sidi Bel Abbas. L'écloserie a pour vocation la production d'alevins des poissons d'eau douce (les carpes chinoises, carpes communes, tilapia, black Bass et sandre) pour l'empoissonnement des plans d'eau ; retenues, barrage et bassins d'irrigation.

II.2. Matériel utilisé :**II.2.1. Matériel biologique :**

Notre étude a portée sur la reproduction de deux espèces d'eau douce, ont une valeur commerciale élevés : le sandre et la carpe royale, sont présentées dans le figure 06 et 07 ci-dessous :



Figure n° 06 : Sandre (*Stizostedion Lucioperca*) (Original, 2019).



Figure n° 07 : Carpe royale (*Cyprinus carpio*) (Original, 2019).

II.2.2. Appareillage et réactifs :

Une gamme de matériel non biologique est utilisée afin de réaliser notre expérimentation, L'ensemble de l'appareillage et des réactifs est présenté eu l'annexe page 62.

II.3. Méthode :**II.3.1. Analyses physico-chimiques de l'eau de barrage et l'eau de forage de la station de Harreza :**

Les échantillonnages ont été régulièrement effectués au niveau du barrage de Harreza et au niveau de forage qui alimente la station expérimentale de Harreza au moment de la reproduction des poissons, on a utilisé des flacons jetables en matière plastique. Le flacon est débouché au moment de la prise, une fois rempli, il est rebouché pour éviter tout échange gazeux avec l'atmosphère, étiqueté et conservé dans une glacière pendant le transport au laboratoire. Les flacons ont été analysés dans les 24 heures qui suivent.

Le pH, la température, et l'oxygène dissous ont été mesurés in situ à l'aide d'un analyseur multi paramètre WTW 340i. Le reste des paramètres (Phosphates, Nitrates, Nitrites, et Ammonium) ont été mesurés au laboratoire de la société des eaux et de l'assainissement d'Alger (SEAAL), au niveau de la station de traitement des eaux de sidi Amar wilaya de Tipaza par la méthode volumétrique.

II.3.2. Préparation des infrastructures :

A l'arrivée à la station de Harreza, nous avons nettoyé puis désinfecté les matériels utilisés : les bassins, les bouteilles de Zoug, les nids, en utilisant quelque goutte de formol pour éviter la contamination. Voir figure n°07.

Après nettoyage des bassins, on remplit avec une eau propre bien oxygénée, et un thermostat pour la régulation de la température.



Figure n° 08 : Nettoyage et désinfection des nids et des bassins (Original, 2019).

II.3.3. La pêche :

Durant la période du 24/02/2019 au 04/03/2019, plusieurs opérations de pêche des géniteurs ont été effectuées au niveau de barrage de Harreza dans la commune de Djélida la wilaya de Ain Defla. La pêche est réalisée avec une embarcation de 4.20 m de longueur, équipée d'un moteur Yamaha de 15 chevaux.

La pêche est basée sur l'utilisation deux filets mono filament de 300m de long et 45 cm de maille, et de 1000 m de long et 57 cm de maille, le filet calé la nuit à proximité des côtes ou la présence des végétations est retiré le matin.

Le démaillage des géniteurs se fait d'une façon très attentive pour éviter de les blesser et les stresser.



Figure n° 09 : Pêche et démaillage des géniteurs au niveau du barrage de Harreza

(Original, 2019).

II.3.4. La sélection des géniteurs :

Nous nous sommes basés sur les signes de maturité pour la sélection des géniteurs (Arrignon, 1991).

- La forme de corps : ventre bombé pour les femelles et élancé pour les mâles.
- La présence d'une rugosité au niveau de la nageoire pelvienne et la tête pour les mâles et son absence pour les femelles, (chez la carpe royale).
- Sous une pression abdominale : libération d'un liquide blanchâtre (laitance) pour les mâles, et un liquide jaunâtre (œufs) pour les femelles.

II.3.5. Transport des géniteurs :

Les géniteurs pêchés sont transportés dans un vivier isotherme de forme cubique de 1 m³ rempli d'eau bien oxygénée.

Nous Ajoutons une quantité de NaCl dans l'eau comme traitement antistress et antifongique (Jensen, 1985).

Les géniteurs pêchés sont transportés vers l'écloserie et mis dans des bassins pour l'adaptation à une température plus ou moins stable, avec une eau bien oxygénée.

II.3.6. Anesthésie :

Avant chaque manipulation, le poisson maintenu dans un bassin contenu la solution anesthésiante, de 1ml d'Eugénol dans 30 l d'eau. Après quelques minutes le poisson perd son équilibre et est retiré du bassin anesthésiant. Le bain anesthésiant a pour objectifs de tranquilliser les géniteurs et faciliter la manipulation et éviter le stress du poisson.



Figure n° 010 : Géniteur anesthésié (Original, 2019).

II.3.7. Vérification du stade de maturation des ovocytes :

On utilise un cathéter enfoncé jusqu'au fond dans la papille génitale des femelles, qui est ensuite ramené délicatement vers la sortie en prélevant par aspiration des ovules, qui sont transférés pour observation dans le liquide SERRA (Schlumberger, 2002).

Traitement par solution SERRA :

6 volume d'alcool à 95°+ 3 volume de formol+ 1 volume d'acide acétique.

Puis on préparé l'échantillon sur une lame, on ajoute quelque gouttes de la solution SERRA, puis on observe sous le microscope.



Figure n° 11 : Aspiration des ovocytes des femelles du sandre et la carpe royale avec un cathéter (Original, 2019).

II.3.8. Pesage et marquage :

Le pesage des géniteurs se fait à l'aide d'une balance électronique, pour déterminer les doses d'injection hormonale pour chaque géniteur.

Le marquage se fait au niveau de la nageoire dorsale, avec des couleurs différentes pour faciliter l'identification des géniteurs.



Figure n°12 : Pesage et marquage des géniteurs (Original, 2019).

II.3.9. Extraction des glandes pituitaires (hypophyse) :

L'extraction de l'hypophyse de la carpe royale a été réalisée en trois étapes :

a. Choix des poissons pour l'extraction :

- Maturité sexuelle.
- De préférence vivante ou tuée récemment.

b. Récolte des hypophyses :

- Enlève la partie supérieure de la boîte crânienne au moyen d'une scie, puis on enlève l'hypophyse soigneusement à l'aide d'une spatule.



Figure n°13 : Extraction de l'hypophyse (Original, 2019).

c. Conservation de l'hypophyse :

- L'hypophyse a été placée dans un tube contenant de l'acétone. Ce produit aura pour effet l'extraction de l'eau et des matières grasses, et protéger les glandes.
- On utilise une quantité de 3ml d'acétone .et on a le renouvèle trois fois, les deux premières fois les glandes baignent dans l'acétone 8 à 10 heures et restent dans la dernière solution d'acétone fraîche, pendant 4 à 6 heures.
- L'acétone est évacué et les glandes répandues sur une assiette plate. L'acétone volatile s'évapore rapidement.
- Les glandes déjà sèches sont mises dans un flacon en verre ou en plastique. Un tampon de coton propre est pressé sur les glandes et le flacon est bouché, hermétiquement.
- Une étiquette est collée sur le flacon portant les renseignements sur l'origine, la date et le poids moyen des glandes.

- Les glandes doivent être protégées de l'humidité. Les flacons sont gardés hermétiquement fermés, dans un sac en plastique dans lequel on ajoute du gel de silice (Woynarovich et Horvath, 1981).

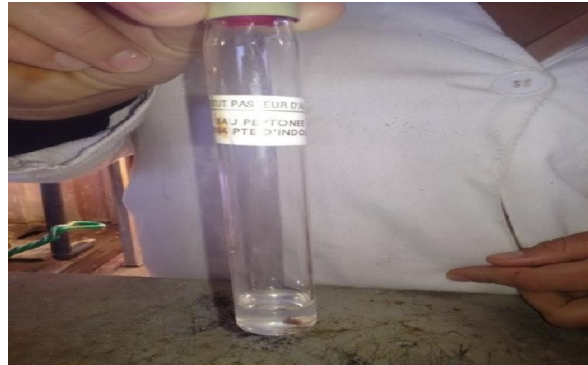


Figure n°14 : Conservation des glandes pituitaires (Original, 2019).

II.3.10. Confection et mis en place les nids dans les bassins :

Les nids sont cousus à l'aide d'un fil rugueux et une aiguille à coudre spéciale. Nous disposons les nids dans le bassin en les éloignant les uns des autres. Le nombre de nids disposés dans notre travail est deux nids dans chaque bassin. On vérifiés les nids deux fois par jour, le matin et le soir.



Figure n°15 : Confection et mise en place des nids dans les bassins d'élevage (Original, 2019).

II.3.11. Régime alimentaire du sandre :

Nous avons échantillonné 10 espèces de Sandre de poids variant entre 800g à 3 kg pêchés respectivement dans le barrage de Harreza. La dissection des espèces a été effectuée au niveau de laboratoire de Harreza afin d'identifier les espèces ciblée par le sandre.

II.4. Insémination semi contrôlée du sandre et la carpe royale au niveau de la station de Harreza :**II.4.1. Sandre :****II.4.1.1. Injection hormonale :**

Nous avons utilisée 0.5 ml d'hormone ovaprim par 1 kg de poids vif. Ovaprim est en état liquide on mesure la quantité voulue et on injecte directement.

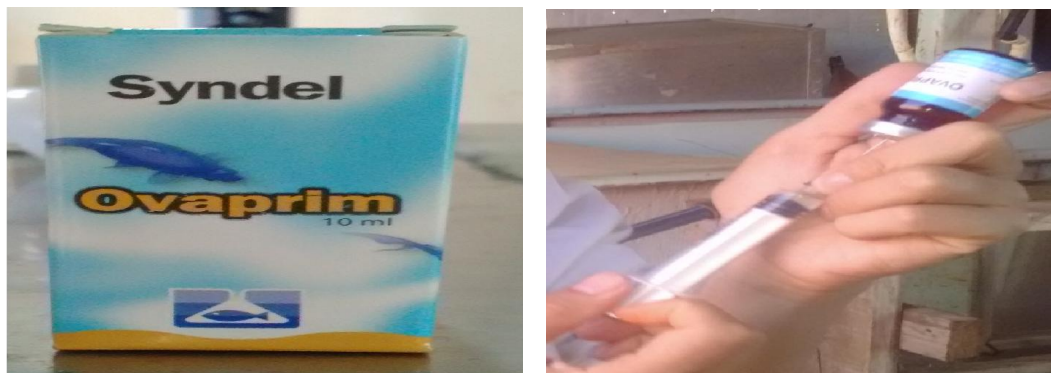


Figure n°16 : Préparation de l'injection hormonale (Original, 2019).

- L'endroit de l'injection :

Nous avons injecté l'hormone ovaprim sous la nageoire dorsale entre les écailles lentement en inclinant la seringue de 45° et en entrant le premier tiers de l'aiguille (0.5 cm).



Figure n°17 : Injection hormonal au niveau du muscle dorsale (Original, 2019).

- Les doses injectées sont rapportées dans le tableau 2 dans l'annexe.

Après l'injection, on partage les géniteurs dans deux bassins cylindriques :

Le sexe ratio dans le premier bassin est 3 femelles pour un male, et dans le deuxième bassin : 5 femelles pour 2 males.



Figure n°18 : Géniteurs injectés dans le bassin (Original, 2019).

II.4.1.2.L'incubation et éclosion :

- L'incubation des œufs est effectuée dans un bassin bien oxygénée à une température 18°C, avec une profondeur 53 cm d'eau

II.4.1.3. Elevage larvaire :

- Les premiers jours d'éclosion les larves nagent verticalement pour remplir la vessie natatoire et garder la natation horizontale, et se nourrissent par leur sac vitellin.
- Un jour après l'éclosion, on utilise un microscope pour observer la forme générale des larves.
- Après 3 jours de l'éclosion, les larves sont alimentées par des nauplius d'artémia fraîchement écloses.

Artémia : est un crustacé branchiopode qui vit dans les milieux hyperhalins des régions tropicales et subtropicales ou tempérées (Persoone et Sorgeloos, 1980).

- Préparation d'Artémia :

On ajoute une quantité de 3g de cystes d'Artémia dans 1 litre de l'eau de mer avec oxygénation et source de lumière, La température d'incubation est maintenue à 28C°. Les cystes éclosent en 24 heures.

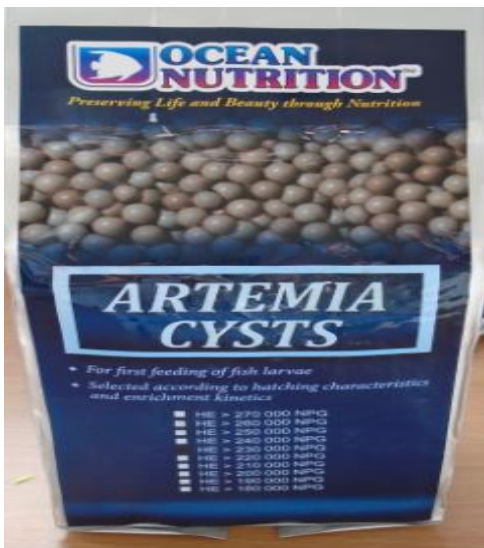


Figure n°19 : Cystes d'artémia (Original, 2019)



Figure n°20 : Incubation des cystes d'artémia (Original, 2019).

II.4.2. Carpe royale :**II.4.2.1. Injection hormonale :**

On utilise 3 mg d'hypophyses diluée dans 0.5 ml d'eau physiologique pour 1 kg de poids vif (Billard, 1995).

Nous avons broyés l'hypophyse dans un mortier en porcelaine en poudre fin, ensuite on ajoute une quantité d'eau physiologie mesuré dans une seringue graduée de 5 ml. Après que la solution soit bien mélangé, on aspiré à l'aide d'une autre seringue graduée de 5 ml.



Figure n°21 : Préparation de l'extrait des glandes pituitaires pour l'injection (Original, 2019).

- On injecte l'hormone sous la nageoire dorsale.



Figure n°22 : Injection hormonale au niveau du muscle dorsale (Original, 2019).

- Les doses injectées sont repartis dans le tableau 3 dans l'annexe
- Après l'injection, les géniteurs sont mis dans deux race-way: le sexe ratio dans le premier race-way est : 2 femelles et 1 male et dans le deuxième race-way 2 femelles et 2 males.



Figure n°23 : Géniteurs injectées dans les bassins (Original, 2019).

II.4.2.2. stripping :

Nous avons effectué un essai de stripping pour la femelle qui marquée au blanc.



Figure n°24: Prélèvement des œufs par stripping (Original, 2019).

- Après stripping, les ovules sont mis sur le nid dans les race-way pour l'incubation.



Figure n°25 : La mise en place des œufs sur le nid (Original, 2019).

II.4.2.3. L'incubation et l'éclosion :

On a mis les œufs dans des bassins bien oxygénés à une température de 24 °C, avec une profondeur de 50 cm.

II.4.3. Elimination des déchets présents dans l'incubateur :

Nous avons pris un segment de tuyau (de 1 à 1,5 cm de diamètre) d'une longueur au moins double de la hauteur de l'incubateur. On a introduire l'extrémité de ce tuyau dans la couche d'eau supérieure de l'incubateur. Tout en maintenant l'autre extrémité du tuyau nettement au-dessous du niveau de la première extrémité, on a aspire l'eau du tuyau pour amorcer le siphon et déversez l'eau dans un seau, puis on a déplacée lentement l'extrémité supérieure du tuyau de siphonage dans l'incubateur.

On a renouvelé l'eau d'incubateur de 15% de volume totale chaque jour, pour diluée la concentration de l'ammoniacale afin d'éviter les effets toxiques.



Figure n°26 : Elimination des déchets par siphonage (Original, 2019).

II.5. Insémination artificielle de la carpe royale au niveau de l'écloserie des poissons des eaux douces de Sidi Bel Abbès :

La préparation hormonale, les injections et les prélèvements des gamètes des géniteurs ont été faites selon la méthode de Billard en 1995.

II.5.1. Injection hormonale (hypophyse) :

Nous avons un seul lot de géniteurs de la carpe royale comportant : deux males de poids (3.44kg, 2.28 kg), et deux femelles de poids (3.72kg, 2.44kg).

a. Chez les femelles :

La dose nécessaire est injectée en deux fois, et la température de la première injection à la deuxième injection doit être stable.

- **La première injection :** dite préparatoire, 1/10 de volume totale à injecter.
- **La deuxième injection :** dite décisive, 9/10 de volume totale à l'injection, effectuer après 240 degré-heure de la première injection.

• Suture de l'orifice génital de la carpe femelle :

Nous avons cousu l'orifice génital des femelles après la deuxième injection pour éviter que les femelles libèrent leurs œufs dans le bassin.



Figure n°27 : Suture de l'orifice génital de femelle (Original, 2019).

- b. **Chez les mâles** : une seule injection pratiquée avec la deuxième injection des femelles.
- Les doses injectées sont repartis dans le tableau 04 de l'annexe.
 - Après les injections, on met les géniteurs dans des bassins avec un endroit calme, sexes séparés, avec un contrôle thermique de l'eau chaque heure, tel que présenté dans le tableau 05 dans l'annexe.

II.5.2. Stripping :

Après 220 heures de la deuxième injection, nous avons décousu l'orifice génital des femelles et on les a nettoyée et bien séchée à l'aide d'une serviette douce, il ne faut pas laisser l'eau se mélanger aux gamètes qu'ils sont dépouillés. Lors de la manipulation, on couvre le poisson avec un chiffon pour les maintenir calmes. Ensuite ont prélevé les ovules par une application d'une légère pression abdominale dans un récipient bien séché.



Figure n°28 : Prélèvement des ovules par stripping (Original, 2019).

On recueille le sperme du mal par une légère pression abdominale à l'aide d'une seringue de 5 ml, après le nettoyage de la papille génitale du poisson on collecte une quantité de 1ml de lai



Figure n°29 : Prélèvement de laitance (Original, 2019).

II.5.3. Fécondation artificielle :

- On a utilisé la technique décrite par Billard (1995).

On mélange la laitance aux ovules à sec durant 2 à 3 minutes pour assurer une bonne fécondation.



Figure n°30 : Incorporation du sperme dans les œufs (Original, 2019).

- **Préparation de la solution fécondante :**

3 g d'urée + 4 g de NaCl dans 1L d'eau (Huet, 1970).

Dans notre travail, on a préparé une solution de 5L d'eau, on a ajouté une quantité de 15g d'urée plus une quantité de 20 g de NaCl. On mélange jusqu'à obtenir un mélange homogène.

Nous ajoutons un volume de la solution fécondante au mélange (laitance + œufs), la solution est changée cinq fois, à chaque fois on mélange pendant 5 minutes.



Figure n°31 : Ajouter la solution fécondante (Original, 2019).

- **Enlèvement de la couche adhésive :**

On ajoute du lait dilué à 1/3 dans l'eau, pour l'élimination de la couche adhésive, nous ajoutons du lait en trois fois, on mélange les œufs manuellement pendant 15 minutes à chaque fois pour éliminer l'adhésivité des œufs.



Figure n°32 : Enlèvement de la couche adhésive par le lait (Original, 2019).

A la fin de cette opération, nous avons rincé avec une quantité d'eau de l'écloserie durant quelque fois pour enlever lait.



Figure n°33 : Rinçage par l'eau (Original, 2019).

II.5.4. Incubation :

Nous avons mis les œufs fécondés dans les bouteilles de Zoug remplies d'eau de forage et alimentées par un courant d'eau ascendant à débit régulier, qui permet aux œufs de rester en suspension. Ces incubateurs sont disposés de façon que l'eau pénètre par le fond, circule verticalement de bas en haut et sorte par la partie supérieure. Le courant d'eau maintient la

masse des œufs en suspension en lui imprimant un léger mouvement continu, sur une partie de la hauteur de la colonne d'eau. Avec une :

- température optimale 20 à 24 C°.
- Un contrôle de la température a été effectué pendant toute la période d'incubation.
- Les œufs morts arrivent en haut, sont été éliminés par siphonage.
- On ajoute 0.1 ml de formol pour désinfecter l'eau (Billard, 1995).



Figure n°34 : Mise des œufs en incubation (Original, 2019).

II.5.4.1. Taux de fécondation :

Nous avons pris trois boîtes de pétrie dans chacune on a mis une quantité d'œufs que nous avons mis dans l'incubateur, afin de calculer le nombre d'œufs fécondés et non fécondés dans chaque boîte.

Taux de fécondation peut être calculé par la formule :

$\text{Œufs fécondés} \times 100 / \text{le nombre total des œufs}$ (Guenachi et Dilmi, 2002).

II.5.4.2. Développement embryonnaire :

A cette étape, on utilise un microscope optique (G10*40) pour vérifier l'état de développement embryonnaire des œufs en fonction de temps et identifier les différents stades de développement embryonnaire.

II.5.6. Eclosion :

Nous avons estimé le taux d'éclosion grâce au prélèvement effectué dans chaque incubateur.

II.5.7. Elevage larvaire :**II.5.7.1. Déplacement des larves :**

Après éclosion totale, on augmente le débit d'eau, les larves sont entraînées par le courant à travers un tuyau souple vers les bassins d'alevinage ou sont d'abord concentrés dans une caisse en bois (40*10*10 cm) dont le fond est muni d'un tissu de maille très fine, de façon à laisser l'eau passer, sans les larves. Lorsque la densité dans la caisse devient très élevée (les larves apparaissent homogène dans la caisse), on prélève deux échantillons de 50 ml pour le comptage des larves. Cette opération est refaite cinq fois.

Nombre d'alevins dans une caisse (n) :

Prélèvement 1 : n1 (nombre d'individus)

Prélèvement 2 : n2

Moyenne (m) = $(n1+n2) / 2$

$n = m \times \text{volume de la caisse} / \text{volume de prélèvement}$

Volume de la caisse = 4000 ml.

Volume de prélèvement = 50 ml.

Nombre totale des larves (N) :

N = la somme des larves obtenues dans la caisse à chaque opération (FAO Collection, 1999).

II.5.7.2. Alimentation :

- Les premiers jours d'éclosion, les larves se nourrissent par leur sac vitellin.
- Ce stade commence après la résorption vitelline.

II.5.8. L'ensemencement des larves :

Les sacs en plastiques riches en oxygènes et contenant les larves, sont posées sur la surface de l'eau du milieu récepteur pour que la température des sacs prenne celle du milieu, et ceci pendant 10 minutes. On régule la différence de la température en laissant entrer un peu d'eau dans les sacs puis, on procède au lâcher des larves au niveau d'étang.

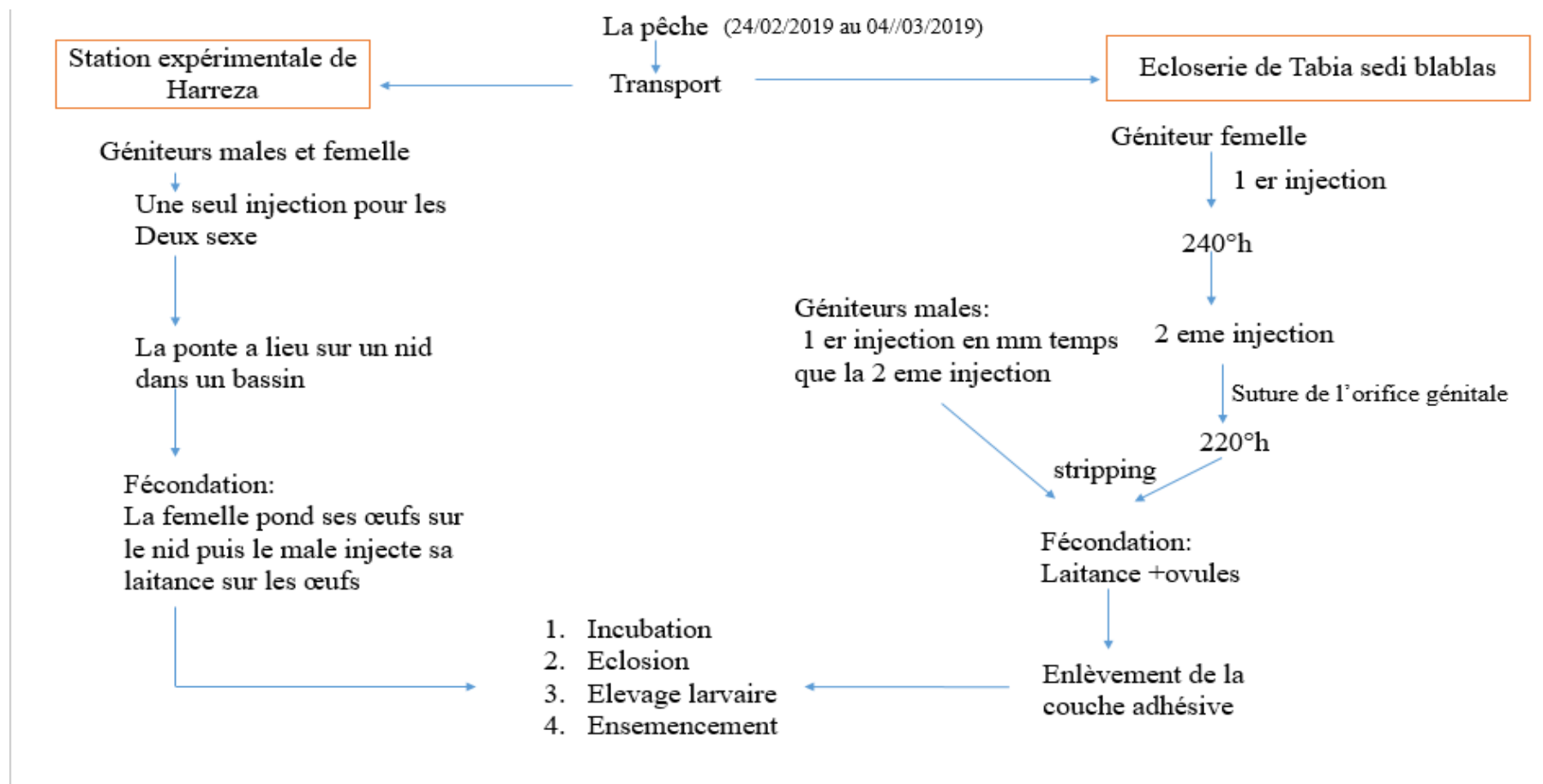


Figure n°35 : Schéma représentatif des expériences réalisées.

II.5.9. Analyses statistiques :

Les résultats de la fécondité des œufs et le nombre des larves sont présentés à l'aide d'une analyses en composantes principales (ACP), l'exploitation des résultats a fait appel une analyse multivariée (A.C.P).

Pour déterminer la moyenne d'une variable quantitative varié significativement selon les constituants (la fécondité des œufs), les résultats sont effectués par le test (ONE –WAY ANOVA).

Pour savoir la moyenne d'une variable quantitative significative des nombres des larves, nous avons appliqué le test (kruskal-Wllis).

Les résultats sont jugés statiquement comme :

- Non significatives lorsque $p > 0.05$.
- Significatives lorsque $0.05 > p > 0.02$.
- Très significatives lorsque $0.02 > p > 0.01$.
- Hautement significatives lorsque $0.01 > p$.

Objectif du travail :

Notre présent travail porte sur la maîtrise des techniques de la reproduction semi contrôlé du sandre et la reproduction artificielle de la carpe royale.

Le travail est réalisé au niveau de la station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza, et au niveau de l'écloserie des poissons d'eau douce de Tabia à sidi bel Abbas. Notre travail a duré deux mois à partir du mois d'février 2019.

II.1.Présentation des zones d'étude :**II.1.1.Présentation du site de pêche :**

Notre pêche des géniteurs du sandre et de la carpe royale est consacrée à un seul site en l'occurrence le barrage de Harreza se trouvant à 15 km au Sud-Ouest de la ville d'El-Khemis, sur l'oued Harreza, qui est un affluent en rive gauche de l'oued de Cheliff. Il est destiné à satisfaire partiellement les besoins en eau d'irrigation de la haute plaine rive gauche du Cheliff, par stockage des eaux de l'oued Harreza et par pompage de l'oued Cheliff à partir de la station d'El-Khemis II. A l'emplacement de site du barrage de Harreza, la superficie du barrage est de 142 km². (A.N.B.T, 2018).



Figure n° 04 : Photo d'une vue générale du barrage de Harreza (Cliché Bettassa et Tafiani, 2018).

II.1.2.Présentation de la station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza :

Notre travail est effectué dans la station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza relevant de la commune de Djélida la wilaya d'Ain Defla au niveau de l'annexe de CNRDPA.



Figure n° 05 : Station expérimentale de la pêche et de la pisciculture continentale de Harreza (Original, 2019).

II.1.3.Présentation de l'écloserie des poissons d'eau douce de Tabia à sidi bel Abbas :

Notre travail s'est effectué à l'écloserie des poissons d'eau douce de Tabia. C'est une écloserie piscicole appartenant au Centre National de la Recherche et Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA), située à proximité du barrage de "Tabia", à 20 km au sud de la Wilaya de Sidi Bel Abbas. L'écloserie a pour vocation la production d'alevins des poissons d'eau douce (les carpes chinoises, carpes communes, tilapia, black Bass et sandre) pour l'empoissonnement des plans d'eau ; retenues, barrage et bassins d'irrigation.

II.2. Matériel utilisé :**II.2.1. Matériel biologique :**

Notre étude a portée sur la reproduction de deux espèces d'eau douce, ont une valeur commerciale élevés : le sandre et la carpe royale, sont présentées dans le figure 06 et 07 ci-dessous :



Figure n° 06 : Sandre (*Stizostedion Lucioperca*) (Original, 2019).



Figure n° 07 : Carpe royale (*Cyprinus carpio*) (Original, 2019).

II.2.2. Appareillage et réactifs :

Une gamme de matériel non biologique est utilisée afin de réaliser notre expérimentation, L'ensemble de l'appareillage et des réactifs est présenté eu l'annexe page 62.

II.3. Méthode :**II.3.1. Analyses physico-chimiques de l'eau de barrage et l'eau de forage de la station de Harreza :**

Les échantillonnages ont été régulièrement effectués au niveau du barrage de Harreza et au niveau de forage qui alimente la station expérimentale de Harreza au moment de la reproduction des poissons, on a utilisé des flacons jetables en matière plastique. Le flacon est débouché au moment de la prise, une fois rempli, il est rebouché pour éviter tout échange gazeux avec l'atmosphère, étiqueté et conservé dans une glacière pendant le transport au laboratoire. Les flacons ont été analysés dans les 24 heures qui suivent.

Le pH, la température, et l'oxygène dissous ont été mesurés in situ à l'aide d'un analyseur multi paramètre WTW 340i. Le reste des paramètres (Phosphates, Nitrates, Nitrites, et Ammonium) ont été mesurés au laboratoire de la société des eaux et de l'assainissement d'Alger (SEAAL), au niveau de la station de traitement des eaux de sidi Amar wilaya de Tipaza par la méthode volumétrique.

II.3.2. Préparation des infrastructures :

A l'arrivée à la station de Harreza, nous avons nettoyé puis désinfecté les matériels utilisés : les bassins, les bouteilles de Zoug, les nids, en utilisant quelque goutte de formol pour éviter la contamination. Voir figure n°07.

Après nettoyage des bassins, on remplit avec une eau propre bien oxygénée, et un thermostat pour la régulation de la température.



Figure n° 08 : Nettoyage et désinfection des nids et des bassins (Original, 2019).

II.3.3. La pêche :

Durant la période du 24/02/2019 au 04/03/2019, plusieurs opérations de pêche des géniteurs ont été effectuées au niveau de barrage de Harreza dans la commune de Djélida la wilaya de Ain Defla. La pêche est réalisée avec une embarcation de 4.20 m de longueur, équipée d'un moteur Yamaha de 15 chevaux.

La pêche est basée sur l'utilisation deux filets mono filament de 300m de long et 45 cm de maille, et de 1000 m de long et 57 cm de maille, le filet calé la nuit à proximité des côtes ou la présence des végétations est retiré le matin.

Le démaillage des géniteurs se fait d'une façon très attentive pour éviter de les blesser et les stresser.



Figure n° 09 : Pêche et démaillage des géniteurs au niveau du barrage de Harreza

(Original, 2019).

II.3.4. La sélection des géniteurs :

Nous nous sommes basés sur les signes de maturité pour la sélection des géniteurs (Arrignon, 1991).

- La forme de corps : ventre bombé pour les femelles et élancé pour les mâles.
- La présence d'une rugosité au niveau de la nageoire pelvienne et la tête pour les mâles et son absence pour les femelles, (chez la carpe royale).
- Sous une pression abdominale : libération d'un liquide blanchâtre (laitance) pour les mâles, et un liquide jaunâtre (œufs) pour les femelles.

II.3.5. Transport des géniteurs :

Les géniteurs pêchés sont transportés dans un vivier isotherme de forme cubique de 1 m³ rempli d'eau bien oxygénée.

Nous Ajoutons une quantité de NaCl dans l'eau comme traitement antistress et antifongique (Jensen, 1985).

Les géniteurs pêchés sont transportés vers l'écloserie et mis dans des bassins pour l'adaptation à une température plus ou moins stable, avec une eau bien oxygénée.

II.3.6. Anesthésie :

Avant chaque manipulation, le poisson maintenu dans un bassin contenu la solution anesthésiante, de 1ml d'Eugénol dans 30 l d'eau. Après quelques minutes le poisson perd son équilibre et est retiré du bassin anesthésiant. Le bain anesthésiant a pour objectifs de tranquilliser les géniteurs et faciliter la manipulation et éviter le stress du poisson.



Figure n° 010 : Géniteur anesthésié (Original, 2019).

II.3.7. Vérification du stade de maturation des ovocytes :

On utilise un cathéter enfoncé jusqu'au fond dans la papille génitale des femelles, qui est ensuite ramené délicatement vers la sortie en prélevant par aspiration des ovules, qui sont transférés pour observation dans le liquide SERRA (Schlumberger, 2002).

Traitement par solution SERRA :

6 volume d'alcool à 95°+ 3 volume de formol+ 1 volume d'acide acétique.

Puis on préparé l'échantillon sur une lame, on ajoute quelque gouttes de la solution SERRA, puis on observe sous le microscope.



Figure n° 11 : Aspiration des ovocytes des femelles du sandre et la carpe royale avec un cathéter (Original, 2019).

II.3.8. Pesage et marquage :

Le pesage des géniteurs se fait à l'aide d'une balance électronique, pour déterminer les doses d'injection hormonale pour chaque géniteur.

Le marquage se fait au niveau de la nageoire dorsale, avec des couleurs différentes pour faciliter l'identification des géniteurs.



Figure n°12 : Pesage et marquage des géniteurs (Original, 2019).

II.3.9. Extraction des glandes pituitaires (hypophyse) :

L'extraction de l'hypophyse de la carpe royale a été réalisée en trois étapes :

a. Choix des poissons pour l'extraction :

- Maturité sexuelle.
- De préférence vivante ou tuée récemment.

b. Récolte des hypophyses :

- Enlève la partie supérieure de la boîte crânienne au moyen d'une scie, puis on enlève l'hypophyse soigneusement à l'aide d'une spatule.



Figure n°13 : Extraction de l'hypophyse (Original, 2019).

c. Conservation de l'hypophyse :

- L'hypophyse a été placée dans un tube contenant de l'acétone. Ce produit aura pour effet l'extraction de l'eau et des matières grasses, et protéger les glandes.
- On utilise une quantité de 3ml d'acétone .et on a le renouvèle trois fois, les deux premières fois les glandes baignent dans l'acétone 8 à 10 heures et restent dans la dernière solution d'acétone fraîche, pendant 4 à 6 heures.
- L'acétone est évacué et les glandes répandues sur une assiette plate. L'acétone volatile s'évapore rapidement.
- Les glandes déjà sèches sont mises dans un flacon en verre ou en plastique. Un tampon de coton propre est pressé sur les glandes et le flacon est bouché, hermétiquement.
- Une étiquette est collée sur le flacon portant les renseignements sur l'origine, la date et le poids moyen des glandes.

- Les glandes doivent être protégées de l'humidité. Les flacons sont gardés hermétiquement fermés, dans un sac en plastique dans lequel on ajoute du gel de silice (Woynarovich et Horvath, 1981).

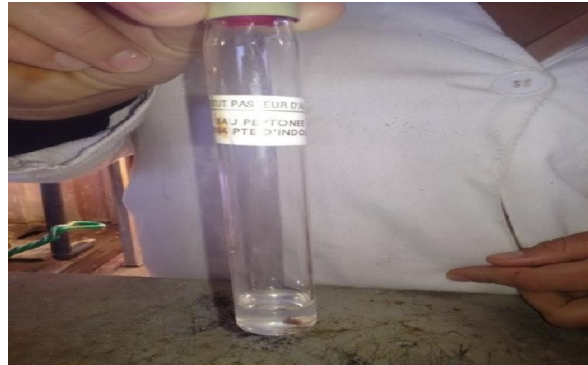


Figure n°14 : Conservation des glandes pituitaires (Original, 2019).

II.3.10. Confection et mis en place les nids dans les bassins :

Les nids sont cousus à l'aide d'un fil rugueux et une aiguille à coudre spéciale. Nous disposons les nids dans le bassin en les éloignant les uns des autres. Le nombre de nids disposés dans notre travail est deux nids dans chaque bassin. On vérifiés les nids deux fois par jour, le matin et le soir.



Figure n°15 : Confection et mise en place des nids dans les bassins d'élevage (Original, 2019).

II.3.11. Régime alimentaire du sandre :

Nous avons échantillonné 10 espèces de Sandre de poids variant entre 800g à 3 kg pêchés respectivement dans le barrage de Harreza. La dissection des espèces a été effectuée au niveau de laboratoire de Harreza afin d'identifier les espèces ciblée par le sandre.

II.4. Insémination semi contrôlée du sandre et la carpe royale au niveau de la station de Harreza :**II.4.1. Sandre :****II.4.1.1. Injection hormonale :**

Nous avons utilisée 0.5 ml d'hormone ovaprim par 1 kg de poids vif. Ovaprim est en état liquide on mesure la quantité voulue et on injecte directement.

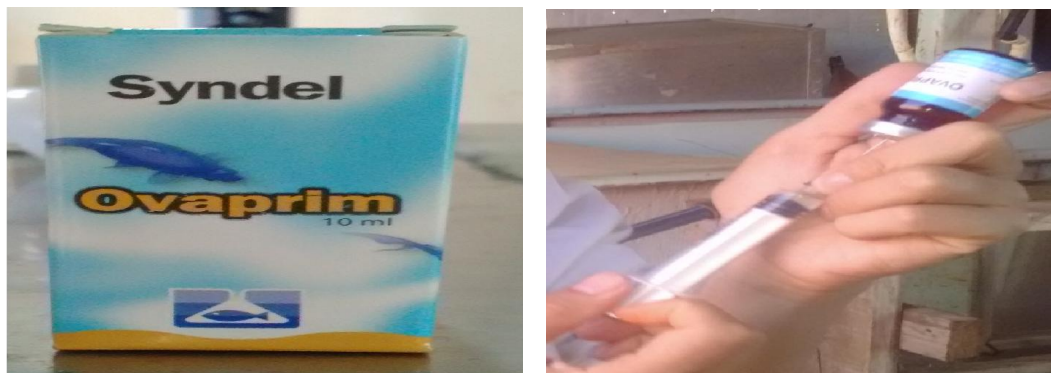


Figure n°16 : Préparation de l'injection hormonale (Original, 2019).

- L'endroit de l'injection :

Nous avons injecté l'hormone ovaprim sous la nageoire dorsale entre les écailles lentement en inclinant la seringue de 45° et en entrant le premier tiers de l'aiguille (0.5 cm).



Figure n°17 : Injection hormonal au niveau du muscle dorsale (Original, 2019).

- Les doses injectées sont rapportées dans le tableau 2 dans l'annexe.

Après l'injection, on partage les géniteurs dans deux bassins cylindriques :

Le sexe ratio dans le premier bassin est 3 femelles pour un male, et dans le deuxième bassin : 5 femelles pour 2 males.



Figure n°18 : Géniteurs injectés dans le bassin (Original, 2019).

II.4.1.2.L'incubation et éclosion :

- L'incubation des œufs est effectuée dans un bassin bien oxygénée à une température 18°C, avec une profondeur 53 cm d'eau

II.4.1.3. Elevage larvaire :

- Les premiers jours d'éclosion les larves nagent verticalement pour remplir la vessie natatoire et garder la natation horizontale, et se nourrissent par leur sac vitellin.
- Un jour après l'éclosion, on utilise un microscope pour observer la forme générale des larves.
- Après 3 jours de l'éclosion, les larves sont alimentées par des nauplius d'artémia fraîchement écloses.

Artémia : est un crustacé branchiopode qui vit dans les milieux hyperhalins des régions tropicales et subtropicales ou tempérées (Persoone et sorgeloos, 1980).

- Préparation d'Artémia :

On ajoute une quantité de 3g de cystes d'Artémia dans 1 litre de l'eau de mer avec oxygénation et source de lumière, La température d'incubation est maintenue à 28C⁰. Les cystes éclosent en 24 heures.

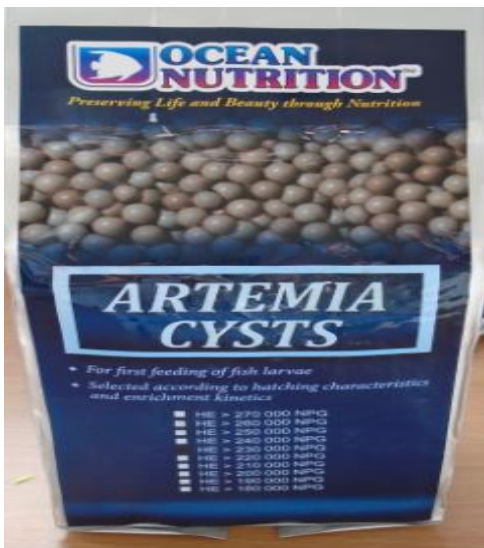


Figure n°19 : Cystes d'artémia (Original, 2019)



Figure n°20 : Incubation des cystes d'artémia (Original, 2019).

II.4.2. Carpe royale :**II.4.2.1. Injection hormonale :**

On utilise 3 mg d'hypophyses diluée dans 0.5 ml d'eau physiologique pour 1 kg de poids vif (Billard, 1995).

Nous avons broyés l'hypophyse dans un mortier en porcelaine en poudre fin, ensuite on ajoute une quantité d'eau physiologie mesuré dans une seringue graduée de 5 ml. Après que la solution soit bien mélangé, on aspiré à l'aide d'une autre seringue graduée de 5 ml.



Figure n°21 : Préparation de l'extrait des glandes pituitaires pour l'injection (Original, 2019).

- On injecte l'hormone sous la nageoire dorsale.



Figure n°22 : Injection hormonale au niveau du muscle dorsale (Original, 2019).

- Les doses injectées sont repartis dans le tableau 3 dans l'annexe
- Après l'injection, les géniteurs sont mis dans deux race-way: le sexe ratio dans le premier race-way est : 2 femelles et 1 male et dans le deuxième race-way 2 femelles et 2 males.



Figure n°23 : Géniteurs injectées dans les bassins (Original, 2019).

II.4.2.2. stripping :

Nous avons effectué un essai de stripping pour la femelle qui marquée au blanc.



Figure n°24: Prélèvement des œufs par stripping (Original, 2019).

- Après stripping, les ovules sont mis sur le nid dans les race-way pour l'incubation.



Figure n°25 : La mise en place des œufs sur le nid (Original, 2019).

II.4.2.3. L'incubation et l'éclosion :

On a mis les œufs dans des bassins bien oxygénés à une température de 24 °C, avec une profondeur de 50 cm.

II.4.3. Elimination des déchets présents dans l'incubateur :

Nous avons pris un segment de tuyau (de 1 à 1,5 cm de diamètre) d'une longueur au moins double de la hauteur de l'incubateur. On a introduire l'extrémité de ce tuyau dans la couche d'eau supérieure de l'incubateur. Tout en maintenant l'autre extrémité du tuyau nettement au-dessous du niveau de la première extrémité, on a aspire l'eau du tuyau pour amorcer le siphon et déversez l'eau dans un seau, puis on a déplacée lentement l'extrémité supérieure du tuyau de siphonage dans l'incubateur.

On a renouvelé l'eau d'incubateur de 15% de volume totale chaque jour, pour diluée la concentration de l'ammoniacale afin d'éviter les effets toxiques.



Figure n°26 : Elimination des déchets par siphonage (Original, 2019).

II.5. Insémination artificielle de la carpe royale au niveau de l'écloserie des poissons des eaux douces de Sidi Bel Abbès :

La préparation hormonale, les injections et les prélèvements des gamètes des géniteurs ont été faites selon la méthode de Billard en 1995.

II.5.1. Injection hormonale (hypophyse) :

Nous avons un seul lot de géniteurs de la carpe royale comportant : deux males de poids (3.44kg, 2.28 kg), et deux femelles de poids (3.72kg, 2.44kg).

a. Chez les femelles :

La dose nécessaire est injectée en deux fois, et la température de la première injection à la deuxième injection doit être stable.

- **La première injection :** dite préparatoire, 1/10 de volume totale à injecter.
- **La deuxième injection :** dite décisive, 9/10 de volume totale à l'injection, effectuer après 240 degré-heure de la première injection.

• Suture de l'orifice génital de la carpe femelle :

Nous avons cousu l'orifice génital des femelles après la deuxième injection pour éviter que les femelles libèrent leurs œufs dans le bassin.



Figure n°27 : Suture de l'orifice génital de femelle (Original, 2019).

- b. **Chez les mâles** : une seule injection pratiquée avec la deuxième injection des femelles.
- Les doses injectées sont repartis dans le tableau 04 de l'annexe.
 - Après les injections, on met les géniteurs dans des bassins avec un endroit calme, sexes séparés, avec un contrôle thermique de l'eau chaque heure, tel que présenté dans le tableau 05 dans l'annexe.

II.5.2. Stripping :

Après 220 heures de la deuxième injection, nous avons décousu l'orifice génital des femelles et on les a nettoyée et bien séchée à l'aide d'une serviette douce, il ne faut pas laisser l'eau se mélanger aux gamètes qu'ils sont dépouillés. Lors de la manipulation, on couvre le poisson avec un chiffon pour les maintenir calmes. Ensuite ont prélevé les ovules par une application d'une légère pression abdominale dans un récipient bien séché.



Figure n°28 : Prélèvement des ovules par stripping (Original, 2019).

On recueille le sperme du mal par une légère pression abdominale à l'aide d'une seringue de 5 ml, après le nettoyage de la papille génitale du poisson on collecte une quantité de 1ml de lai



Figure n°29 : Prélèvement de laitance (Original, 2019).

II.5.3. Fécondation artificielle :

- On a utilisé la technique décrite par Billard (1995).

On mélange la laitance aux ovules à sec durant 2 à 3 minutes pour assurer une bonne fécondation.



Figure n°30 : Incorporation du sperme dans les œufs (Original, 2019).

- **Préparation de la solution fécondante :**

3 g d'urée + 4 g de NaCl dans 1L d'eau (Huet, 1970).

Dans notre travail, on a préparé une solution de 5L d'eau, on a ajouté une quantité de 15g d'urée plus une quantité de 20 g de NaCl. On mélange jusqu'à obtenir un mélange homogène.

Nous ajoutons un volume de la solution fécondante au mélange (laitance + œufs), la solution est changée cinq fois, à chaque fois on mélange pendant 5 minutes.



Figure n°31 : Ajouter la solution fécondante (Original, 2019).

- **Enlèvement de la couche adhésive :**

On ajoute du lait dilué à 1/3 dans l'eau, pour l'élimination de la couche adhésive, nous ajoutons du lait en trois fois, on mélange les œufs manuellement pendant 15 minutes à chaque fois pour éliminer l'adhésivité des œufs.



Figure n°32 : Enlèvement de la couche adhésive par le lait (Original, 2019).

A la fin de cette opération, nous avons rincé avec une quantité d'eau de l'écloserie durant quelque fois pour enlever lait.



Figure n°33 : Rinçage par l'eau (Original, 2019).

II.5.4. Incubation :

Nous avons mis les œufs fécondés dans les bouteilles de Zoug remplies d'eau de forage et alimentées par un courant d'eau ascendant à débit régulier, qui permet aux œufs de rester en suspension. Ces incubateurs sont disposés de façon que l'eau pénètre par le fond, circule verticalement de bas en haut et sorte par la partie supérieure. Le courant d'eau maintient la

masse des œufs en suspension en lui imprimant un léger mouvement continu, sur une partie de la hauteur de la colonne d'eau. Avec une :

- température optimale 20 à 24 C°.
- Un contrôle de la température a été effectué pendant toute la période d'incubation.
- Les œufs morts arrivent en haut, sont été éliminés par siphonage.
- On ajoute 0.1 ml de formol pour désinfecter l'eau (Billard, 1995).



Figure n°34 : Mise des œufs en incubation (Original, 2019).

II.5.4.1.Taux de fécondation :

Nous avons pris trois boîtes de pétrie dans chacune on a mis une quantité d'œufs que nous avons mis dans l'incubateur, afin de calculer le nombre d'œufs fécondés et non fécondés dans chaque boîte.

Taux de fécondation peut être calculé par la formule :

$\text{Œufs fécondés} \times 100 / \text{le nombre total des œufs}$ (Guenachi et Dilmi, 2002).

II.5.4.2. Développement embryonnaire :

A cette étape, on utilise un microscope optique (G10*40) pour vérifier l'état de développement embryonnaire des œufs en fonction de temps et identifier les différents stades de développement embryonnaire.

II.5.6. Eclosion :

Nous avons estimé le taux d'éclosion grâce au prélèvement effectué dans chaque incubateur.

II.5.7. Elevage larvaire :**II.5.7.1. Déplacement des larves :**

Après éclosion totale, on augmente le débit d'eau, les larves sont entraînées par le courant à travers un tuyau souple vers les bassins d'alevinage ou sont d'abord concentrés dans une caisse en bois (40*10*10 cm) dont le fond est muni d'un tissu de maille très fine, de façon à laisser l'eau passer, sans les larves. Lorsque la densité dans la caisse devient très élevée (les larves apparaissent homogène dans la caisse), on prélève deux échantillons de 50 ml pour le comptage des larves. Cette opération est refaite cinq fois.

Nombre d'alevins dans une caisse (n) :

Prélèvement 1 : n1 (nombre d'individus)

Prélèvement 2 : n2

Moyenne (m) = $(n1+n2) / 2$

$n = m \times \text{volume de la caisse} / \text{volume de prélèvement}$

Volume de la caisse = 4000 ml.

Volume de prélèvement = 50 ml.

Nombre totale des larves (N) :

N = la somme des larves obtenues dans la caisse à chaque opération (FAO Collection, 1999).

II.5.7.2. Alimentation :

- Les premiers jours d'éclosion, les larves se nourrissent par leur sac vitellin.
- Ce stade commence après la résorption vitelline.

II.5.8. L'ensemencement des larves :

Les sacs en plastiques riches en oxygènes et contenant les larves, sont posées sur la surface de l'eau du milieu récepteur pour que la température des sacs prenne celle du milieu, et ceci pendant 10 minutes. On régule la différence de la température en laissant entrer un peu d'eau dans les sacs puis, on procède au lâcher des larves au niveau d'étang.

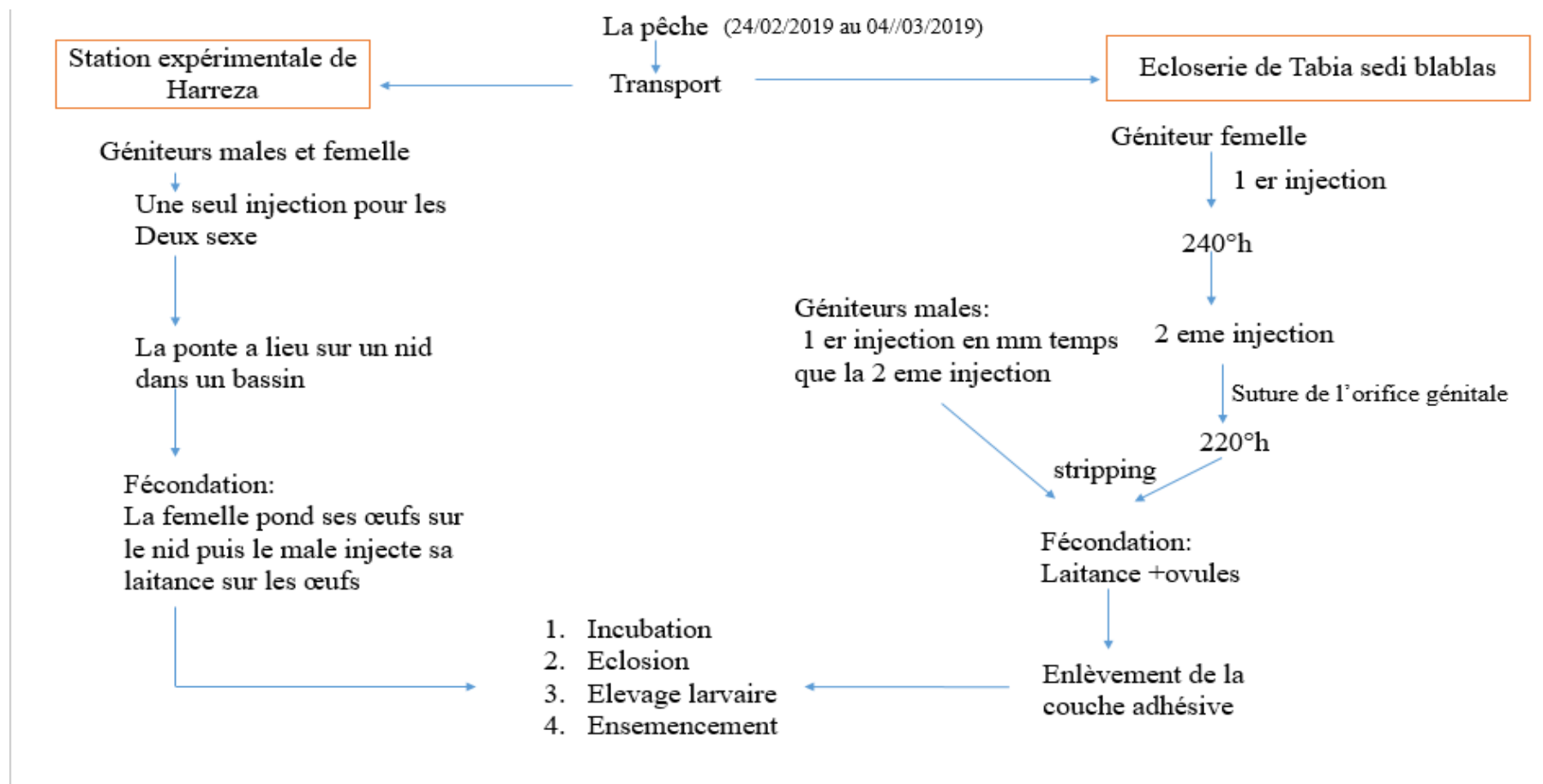


Figure n°35 : Schéma représentatif des expériences réalisées.

II.5.9. Analyses statistiques :

Les résultats de la fécondité des œufs et le nombre des larves sont présentés à l'aide d'une analyses en composantes principales (ACP), l'exploitation des résultats a fait appel une analyse multivariée (A.C.P).

Pour déterminer la moyenne d'une variable quantitative varié significativement selon les constituants (la fécondité des œufs), les résultats sont effectués par le test (ONE –WAY ANOVA).

Pour savoir la moyenne d'une variable quantitative significative des nombres des larves, nous avons appliqué le test (kruskal-Wllis).

Les résultats sont jugés statiquement comme :

- Non significatives lorsque $p > 0.05$.
- Significatives lorsque $0.05 > p > 0.02$.
- Très significatives lorsque $0.02 > p > 0.01$.
- Hautement significatives lorsque $0.01 > p$.

CHAPITRE III :

RESULTATS ET DISCUSSIONS

III. Résultats et discussions :

III.1. Résultat d'analyse physico chimique de l'eau :

La moyenne des résultats d'analyse physicochimique du barrage de Harreza et l'eau du forage de la station expérimentale de Harreza suivi à la période de la reproduction est représentée dans la figure n°35.

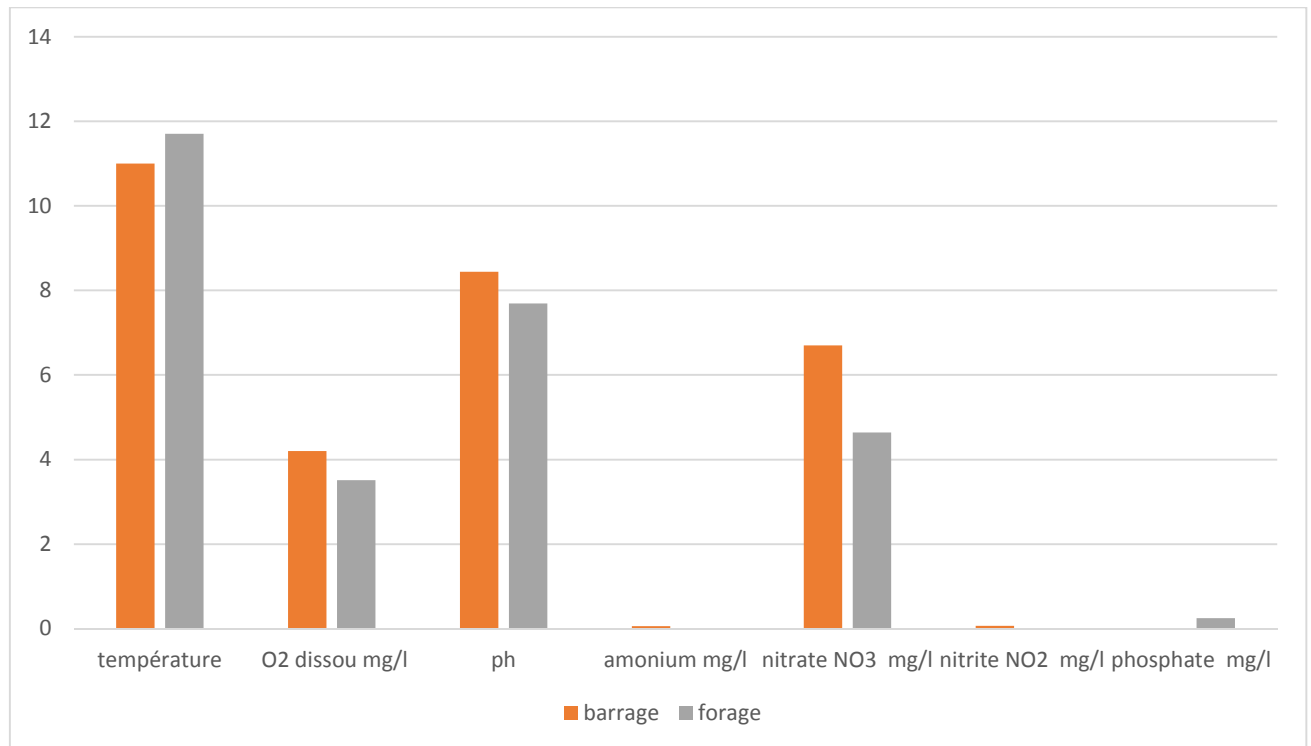


Figure n° 36 : Résultats des paramètres physico-chimiques de l'eau de forage et de l'eau de barrage.

Les résultats obtenus lors de notre étude, nous ont permis d'élaborer un graphique qui met en évidence simultanément les variations des paramètres physico-chimique d'eau de son milieu naturel (barrage) ainsi que les variations d'eau du son milieu d'élevage durant la période de reproduction.

La quantité d'ammonium et nitrite présente dans l'eau de barrage est absente dans l'eau de forage. Ces résultats sont en accord avec ceux d'Abba en 2011 et Schlumberger en 2002 qui ont montré que la concentration des nitrites sous des formes azotées est toxique pour la vie piscicole et que les nitrites sont fortement toxiques pour le poisson. L'augmentation des teneurs en phosphore dans l'eau peut entrainer un développement d'algue bleue (cyanobactéries).

Tableau n° 06 : Norme de qualité des eaux pour les poissons (Schlumberger, 2002).

paramètres	Valeur pour vie piscicole (eau douce)
pH	6-8.5
O ₂ dissous	> 6
Ammonium NH ₄	< 0.30
Nitrite NO ₂	<0.20
Nitrate NO ₃	< 0.20
Phosphates PO ₄	0.30

Les variations des concentrations en oxygène dissous, pH, Phosphate, Ammonium Nitrite et nitrate dans l'eau de forage, montrent que les valeurs sont minimales et conformes aux normes recommandées par Schlumberger en 2002 dans le tableau 05. Ces résultats offrent une bonne qualité d'eau pour une bonne vie piscicole et un milieu écologique favorable pour la reproduction des poissons.

III.2. Pêche et Sélection des géniteurs :

L'opération de pêche des géniteurs du sandre et de la carpe royale au barrage de Harreza (wilaya d'Ain Defla) durant la période de 24 février jusqu'au 04 mars 2019 a donné les résultats suivants :

Tableau n° 07 : Inventaire des géniteurs pêchés.

Espèce	Effectif	Poids moyen (kg)
sandre	35	800g-3kg
Carpe royale	50	2kg-7kg
Carpe a grand bouche	1	7kg
Carpe commune	1	3kg
Carpe argenté	15	6.5kg-7kg
L'ablette	4	20g
La brème	12	300g
carassin	1000000	250g-300g

Sur 35 individus du sandre, on a sélectionnés seulement 18 géniteurs (12 femelles et 6 males), et sur les 50 individus de la carpe royale 14 géniteurs (9 femelles et 5 males) ont été sélectionnés en raison de :

- La sélection des géniteurs a base des signes de la maturité présentée par (Arrignon, 1991).
- La plu parts des géniteurs sont blessés, à cause de l'opération de démaillage.
- Le filet de type mono filament capte en plus du sandre et la carpe royale et un nombre très élevés de carassin, ce qui prend beaucoup de temps pour le démaillage limite la chance de faire plus d'une seule opération par jour.
- L'ensemble des géniteurs pêchés du sandre dans le barrage du Harreza caractérisé par une dominance des femelles par apport les males. C'est à cause du male en période de ponte diminuent leur déplacement, ils s'occupent de la préparation des nids et la garde de frai ce qu'il limite sa prise par pêche. Par contre les femelles circulent librement ce qui augmente leur chance de capture.

III.3. Régime alimentaire du sandre :

A prés la dissection, on a trouvé l'ablette dans l'estomac de 9/10 des sandres disséqués et 1/10 est indéterminé.

A partir de ces résultats, on a remarqué clairement que l'ablette constitue une proie essentielle du sandre au niveau du barrage de Harreza durant la période de reproduction.

III.4. Extraction des hypophyses :

Les glandes hypophysaires recueillies au cours des opérations d'extraction sont : 10 hypophyses.

Parmi les produits utilisés pour la reproduction des poissons l'extrait hypophysaire, d'où la nécessité de la maitrise des techniques de l'extraction, de traitement et la conservation des hypophyses permet de résoudre les problèmes de disponibilités des hypophyses sur le marché algérien.

III.5. Insémination semi contrôler du sandre et du la carpe royale au niveau de la station expérimentale d'eau douce de Harreza :

III.5.1. Sandre :

III.5.1.1. Réponse à la stimulation hormonale :

Les géniteurs de deux bassins ont répondu positivement à l'injection et donné des très bons résultats et les nids plein d'œufs et ont été de bonne qualité presque tous les œufs sont fécondés. L'incubation a duré 96 heures.



Figure n°37 : Nids plein d'œufs après la ponte (Original, 2019).

Dans notre opération, nous avons constaté un l'effectif d'œufs présents important dans les deux bassins. Cela nous a permis d'estimer que presque tous les œufs sont fécondés par rapport à leur couleur, ces résultats rejoignent les travaux trouvés par Jacquemon en 1996, qui a mentionné que l'œuf fécondé à une couleur jaune transparente tandis que l'œuf non fécondé a une couleur blanche opaque.

On a remarqué que les mâles s'approprient les supports de ponte et y préparent leur nids par éparpillement ce qui est bon indicateur du l'approche de la ponte, Cela peut s'expliquer par les recherches de Deelder et Willemsen en 1964 qui ont mentionnés que la protection des nids par le male est très efficace, à la fois pour lutter contre les prédateurs et contre le manque d'oxygénation et l'envasement des œufs, par l'agitation des nageoires.

Ces résultats permettant d'estimer le taux de fécondation 90-95% ; cela correspond aux résultats trouvés par Horvath et ces collaborateurs en 1984.

L'éclosion des œufs a lieu 4 jours après la ponte, avec une température de 18°C et plus grande homogénéité des larves dans les deux bassins.

III.5.1.2. Elevage larvaire :

Après trois jours d'éclosion, les larves mesurant 5 mm, ces résultats sont similaires à ceux mentionnés par Schlumberger en 2002, qui a mentionné que la taille des larves du sandre varie entre 5 – 6 mm.

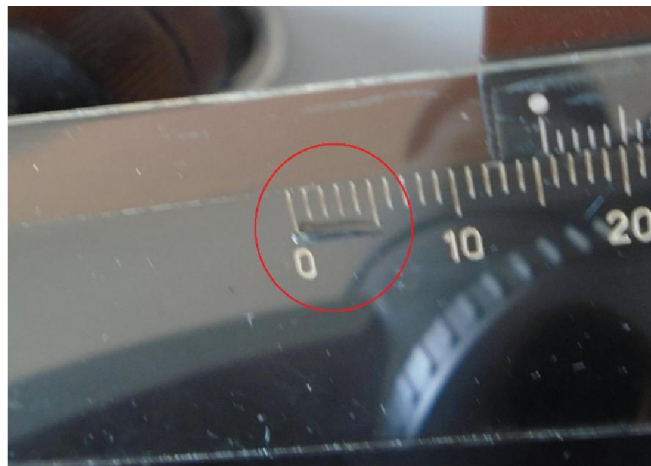


Figure n°38 : Mesure d'une larve de Sandre après deux jours d'éclosion (Original, 2019)

Les larves sont alimentées par des nauplius d'artémia fraîchement éclos avec des rations de dix fois par jour, mais, on observe que le taux de mortalité est plus élevé pour les causes suivantes :

- Certaines larves ont une petite bouche comparé à la taille d'artémia, ce qui rend difficile à manger.
- Le cannibalisme entre les larves.



Figure n°39 : Larve du sandre après un jour d'éclosion (Original, 2019).

III.5.1.3. Ensemencement :

- une quantité de 4000 alevins ont étéensemencés au niveau de trois barrages :
 - 1000 au niveau du barrage de Harreza wilaya d'Ain Defla
 - 1000 au niveau du barrage d'Ouled Malouk wilaya d'Ain Defla
 - 2000 au niveau du barrage d'Oued Ben Ziane commune de Zoubiriii wilaya Médéa

III.5.2. Résultat de la Carpe royale :

Les deux race-way sont à l'extérieur de l'écloserie ce qui rend difficile le contrôle de la température et de l'oxygénation.

Les deux femelles du premier race-way ont répondues positivement à l'injection hormonale, l'incubation à durée 72 heures. Mais les œufs n'ont pas donné d'éclosion due à des champignons causés par le manque de système de thermorégulation qui rend difficile à stabiliser la température à 24°C, la variation de la température de l'eau est aux environs de 25°C durant le jour et moins de 11°C durant la nuit, cela expliqué par Kamler en 1992 ; 2002 qui montrent que la température peut accélérer ou retarder ou bloquer le développement embryonnaire.

Au moment de stripping qui est effectué pour la femelle marquée au blanc, la fécondation artificielle n'a pas été bien appliquée à cause d'un manque les moyens. Cela peut s'expliquer par les recherches de Morin en 2009 qui ont montré que la manipulation est un facteur qui favorise la prolifération des champignons sur les œufs.

Nous avons eu une mortalité chez les deux femelles de deuxième race-way 24 heures après l'injection à cause d'une mauvaise oxygénation de l'eau du bassin.

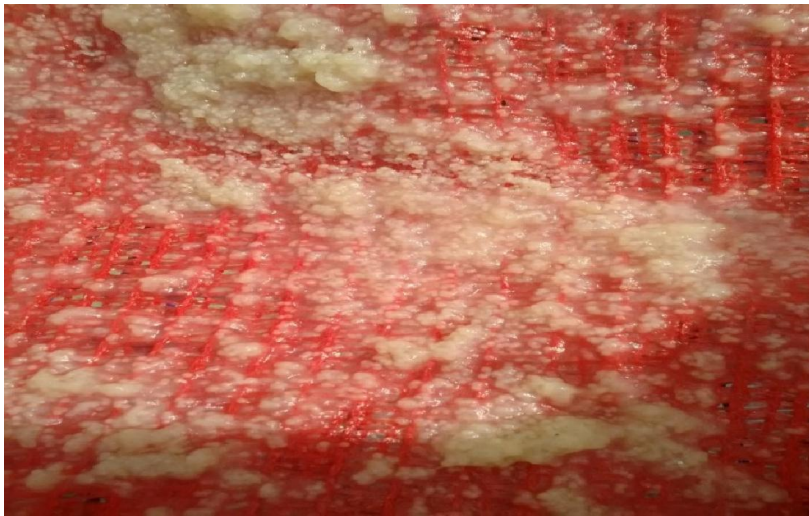


Figure n°40 : Contamination des œufs de la carpe royale par des champignons (Original, 2019).

III.6. Insémination artificielle de la carpe royale au niveau de l'écloserie des poissons d'eaux douce de Sidi Bel Abbes :

III.6.1. Stripping des femelles :

- Aucun cas de mortalité n'a été constaté. Les deux femelles ont été réagies positivement.
- La quantité d'ovules produits a été déterminée par la méthode volumétrique :

Nous avons relevé le volume d'œufs et leur nombre (nombre d'œufs dans 1 ml ramené au volume total de chaque ponte). Nous avons calculé le nombre d'œufs pour les deux femelles qui avait des poids de 3.7 kg et 2.56 kg.

Tableau n°08 : Nombre d'œufs par kilogramme de poids vif pour chaque femelle par la méthode volumétrique.

femelles	Poids de géniteurs (kg)	Le volume total d'ovule (ml)	Nombre d'ovule /1 ml De chaque prélèvement	Le nombre total d'ovule
noire	3.7	560	1 ^{er} prélèvement : 210 2 ^{ème} prélèvement : 190 3 ^{ème} prélèvement : 240 Moyenne : 213	119280
rouge	2.56	180	1 ^{er} prélèvement : 185 2 ^{ème} prélèvement : 100 3 ^{ème} prélèvement : 110 Moyenne : 131	23580

Le nombre d'œuf maximal émis par les femelles de *Cyprinus carpio* peut atteindre 529512 (Hamady, 2010) et le nombre minimal est 14980 œufs (Joadder *et al.*, 2009).

Concernant la femelles marquées au noir a un nombre totale d'ovule de 119280 œufs, et 23580 œufs pour la femelles marquée au rouge, ces résultat obtenu sont supérieur au nombre minimale notée par les publications de Joadder et ces collaborateurs en 2009, mais sont reste très faible comparée aux travaux de Hamady en 2010. L'incubation à durer 36 heures.

III.6.2. Le développement embryonnaire :

Lorsqu'un œuf fécondé à sec est placé dans l'eau, il prend une forme arrondie et peu de temps après il commence à gonfler (photo 1). Lorsque la phase de gonflement est terminé, Il se divise (photo 2), puis se divise à nouveau pour atteindre les phases morula (photo 3), blastula (photo 4) et gastrula (photo 5). L'embryon apparait finalement et on peut distinguer la queue, la tête et les yeux (photo 6). Il se transforme alors en larve, brise la coquille et éclot en larve (photo 7).

Les différents stades du développement embryonnaire observés sont représentés dans la figure suivante :

- 1) Œuf fécondé 2) Stade deux cellules 3) stade morula 4) gastrulation
5) fermeture du blastopore 6) formation des premiers somites. 7) Larve.

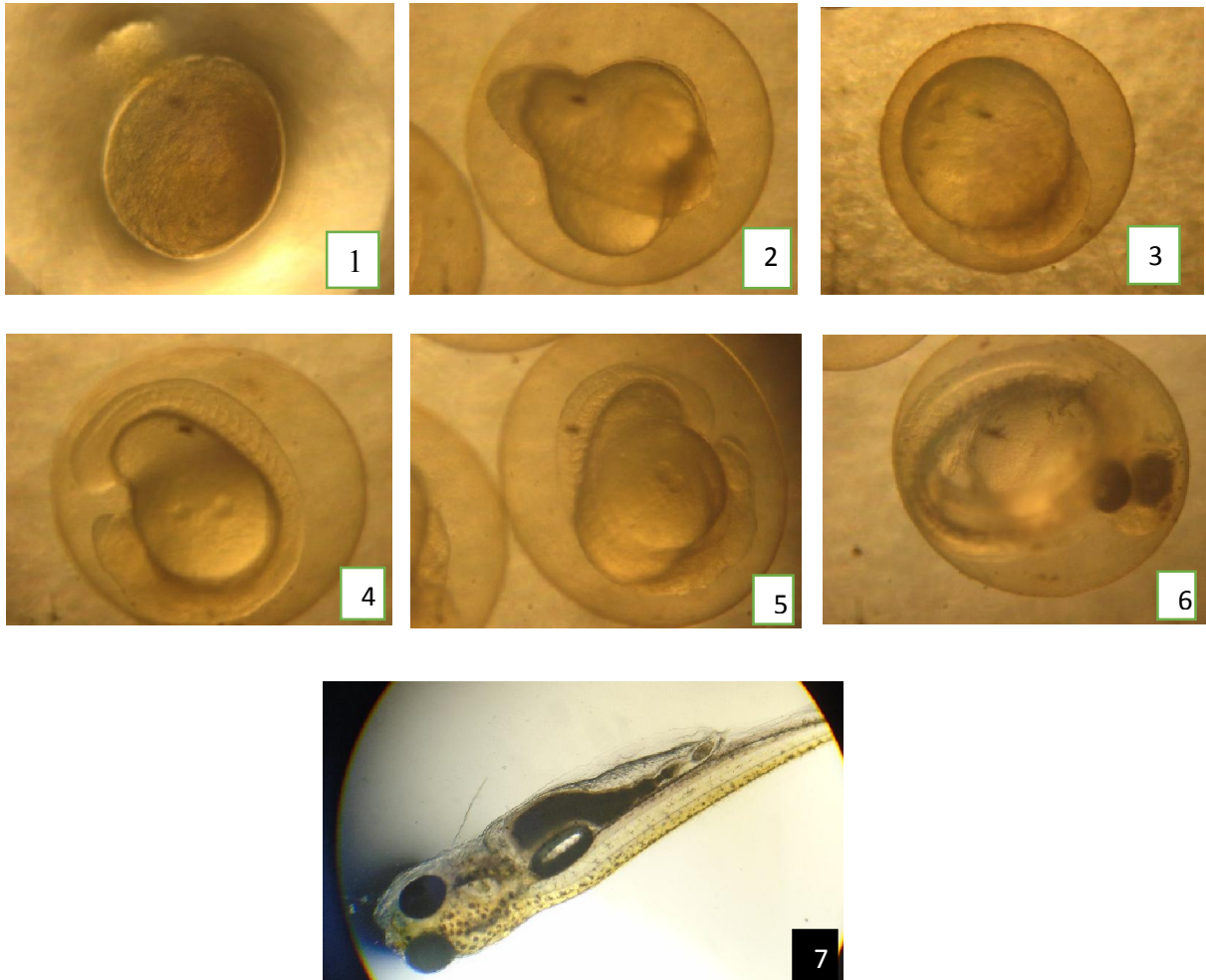


Figure n°41 : Différents stades du développement embryonnaire (originnaire, 2019).

III.6.3. Analyses statistiques :

Le taux de fécondité a été réalisé sur trois prélèvements pour chaque femelle.

L'analyse en composantes principales (A.C.P) a été adoptée afin de définir les nombres des œufs fécondés et non fécondés des deux femelles (F1 et F2).

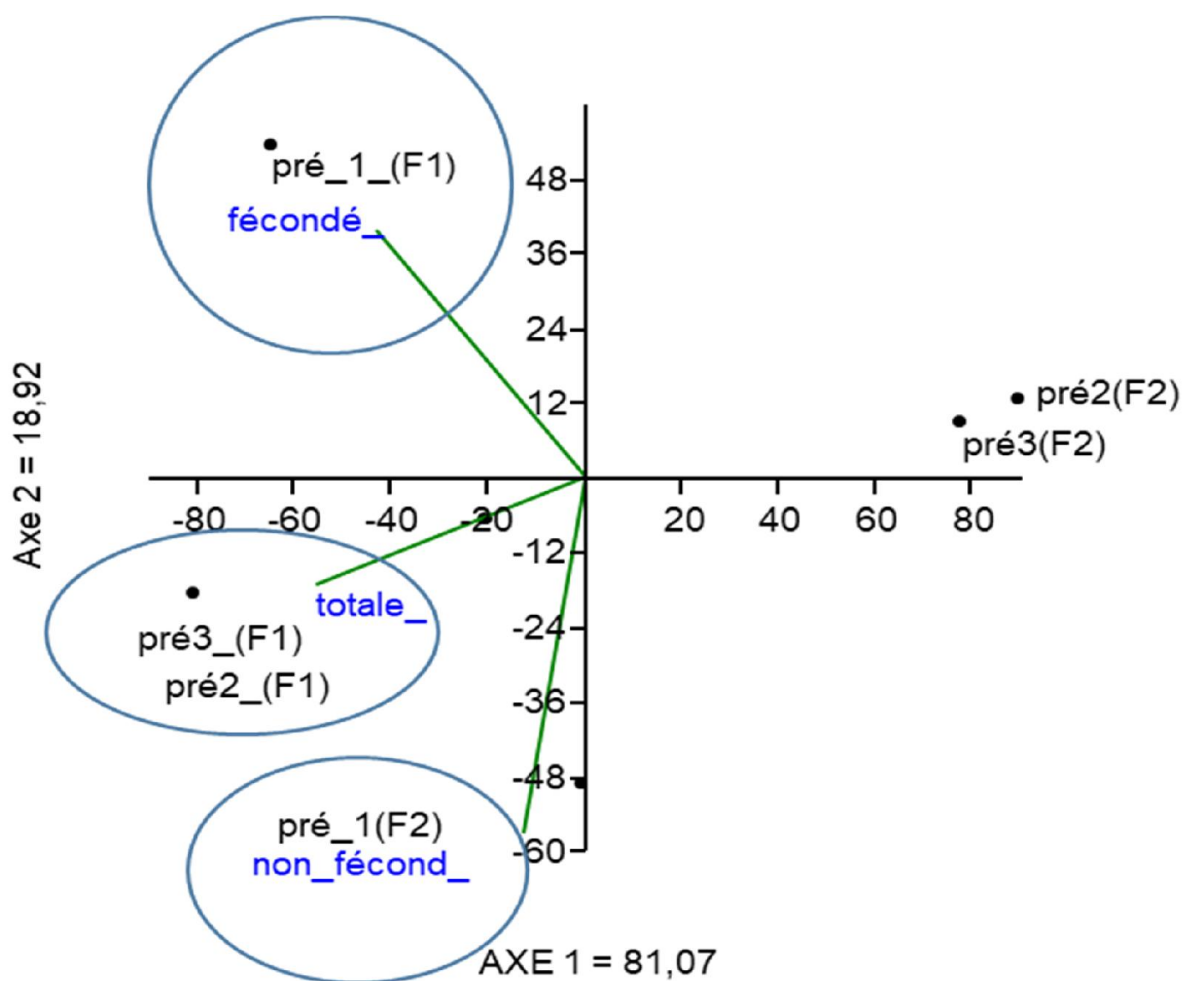


Figure n°42 : Projection des nombres d'œufs fécondés et non fécondés des deux femelles sur les deux axes de l'ACP

La projection du nombre d'œufs fécondés sur l'axe 1 est de (81.07%), permet de constater que les prélèvements eu un effet directe par apport à la projection de nombre d'œufs non fécondés sur axe 2 est de (18.92%).

L'analyse multivariée est acceptable du fait que les deux axes présentent un pourcentage de contribution près de 99%. Nous pouvons distinguer trois groupes, le nombre d'œufs fécondés dans le premier prélèvement chez la première femelle est positif selon le test One-Way ANOVA avec une probabilité de 0.001964, le nombre d'œufs non fécondés dans le premier prélèvement chez la deuxième femelle est positif selon le test One-Way ANOVA avec une probabilité de 0.008696, et le nombre total est positif selon le test One-Way ANOVA avec une probabilité de 0.006116.

Les résultats de l'analyse de la variance montrent que la fécondité des œufs présente une différence significative (Test One-Way ANOVA) due à une bonne manipulation lors de l'opération de la fécondation artificielle, sachant qu'au point de prélèvement des œufs on note (F : 7.29, P== 0.006116).

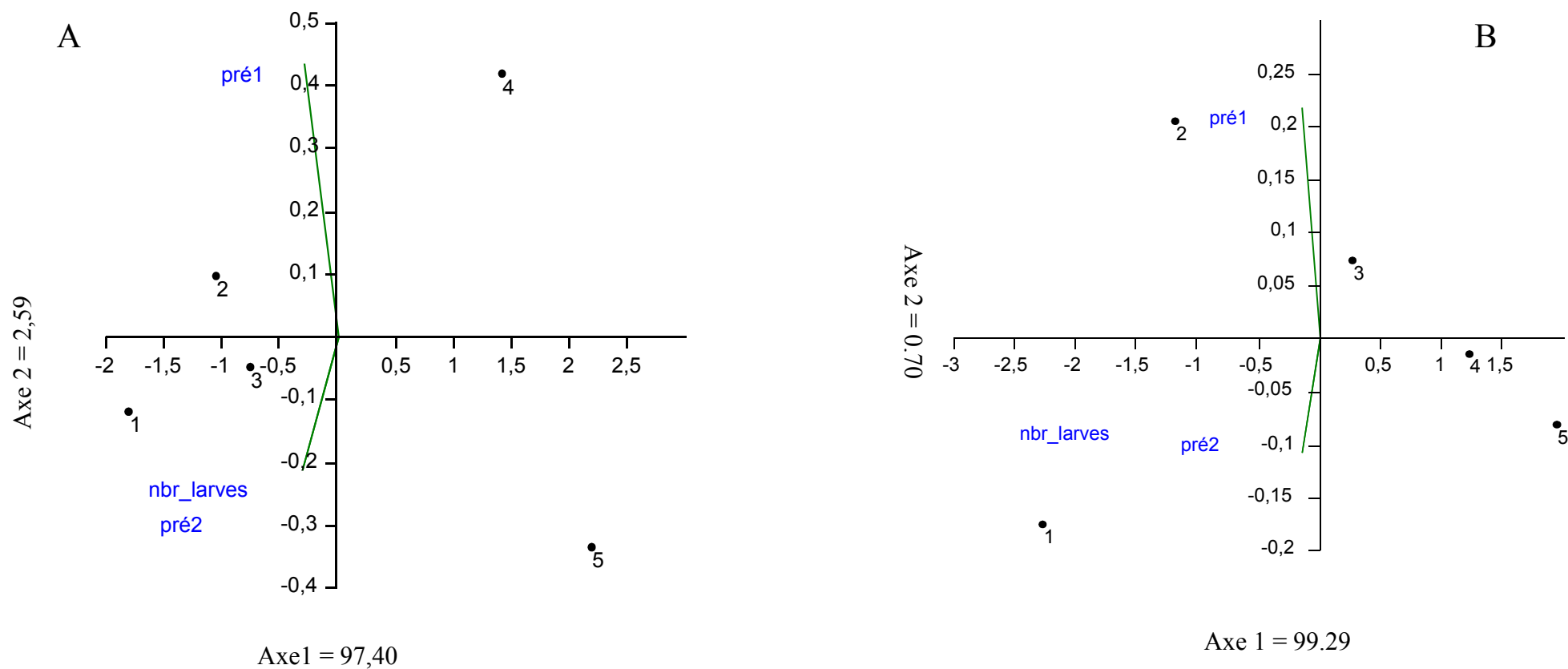


Figure n° 43 : Projection de nombre des larves des deux femelles sur les deux axes de l'ACP

(A : femelle 1, B : femelle 2)

La projection des données relatives sur l'axe 1 est de (97.40%) et sur l'axe 2 est de (2.59%) permettent de constater qu'il existe une corrélation importante entre le nombre des larves dans les deux premières caisses pour la première femelle. On signale une différence significative selon le test Kruskal-wallis avec une probabilité de 0.007848, entre le nombre des larves dans les deux premières caisses (figure.42.A)

La projection des données relatives sur l'axe 1 est de (99.29%) et sur l'axe 2 est de (0.70%) permettent de constater qu'il existe une corrélation entre le nombre des larves dans les deux premières caisses pour la deuxième femelle. Aussi, on note une différence significative pour la deuxième femelle selon le test Kruskal-wallis avec une probabilité de 0.009005 entre le nombre des larves de deux premières caisses (figure.42.B).

III.6.4. Taux de fécondation :

- Pour confirmer le taux de fécondation de ces deux femelles on a utilisé la formule suivante :

Taux de fécondation = œufs fécondés ×100 / le nombre total des œufs (Guenachi et Dilmi en 2002).

Le taux de fécondation obtenu dans notre résultat pour la femelle marquée au noires est 61% et pour la femelle marquée au rouge est 42% .Ces résultat sont inférieure à celui enregistré par les travaux de Horvath en 1986. Mais par apport aux conditions et moyens disponibles, le taux de fécondation de la première femelle est très acceptable.

Ces faible taux de fécondation trouve son explication dans la sur maturation des ovules obtenu par stripping. Ce problème a été soulevé par (Marcel, 1980 ; Ricard, 1981).

III.6.5. Le taux d'éclosion :

Taux d'éclosion = Nombre des larves X 100 / nombre des œufs mis en incubateur (Guenachi et Dilmi, 2002).

Nous avons obtenu qu'un faible taux d'éclosion pour la première femelle, un taux de 25%, et pour la deuxième femelle, un taux de 37%.

Nous avons enregistré un blocage de développement embryonnaire de certain nombre d'œufs raison d'une chute de la température ambiante de 20°C vers 14°C, cela peut s'expliquer par (Kamler 1992, 2002) qui a montré que la température peut accélérer ou retarder le développement embryonnaire.

III.6.6. Elevage larvaire :

Après trois jours d'éclosion, les larves deviennent capables de manger. Durant les deux semaines d'élevage, les larves ont été mises dans des petits bassins race-way avec une température ambiante 24°C.

La taille des larves durant la première semaine varie entre 5 et 6 mm et durant la deuxième semaine varie entre 9-10 mm. Ces résultats sont conforme les normes mentionné par Billard, 1995.

Les larves reçoivent leur premier aliment sous forme d'un jaune d'œufs tamis distribué manuellement quatre fois par jour durant trois jours, nous n'avons enregistré aucune mortalité durant ces jours. Après les larves sont alimentées par l'eau verte (les algues).

Nous avons enregistré une faible mortalité durant ces jours, ce qui est un bon indicateur que les larves réagissant positivement avec l'alimentation.

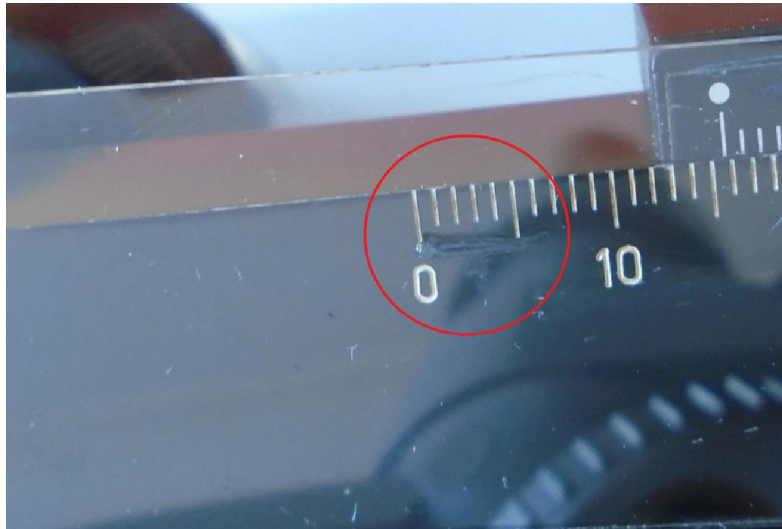


Figure n°44 : Mesure d'une larve d'une carpe royale après deux jours d'éclosion (Original, 2019)

Après deux semaines d'élevage dans les bassins, on transfère les larves dans l'étang pour continuer leur croissance naturelle.

CONCLUSION
ET
PERSPECTIVES

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Dans la présente étude, nous avons exploré la reproduction semi contrôlé du sandre *Stizostedion Lucioperca* et la reproduction artificielle de la carpe royale *Cyprinus carpio* par l'induction hormonale par l'hypophyse et ovaprim.

A l'issue des résultats, nous avons obtenus un taux de fécondation très élevé du sandre qui varie entre 90% et 95%. On a enregistré une différence significative entre la fécondité des œufs des deux femelles de la carpe royale. Nous avons constaté que le taux de fécondation chez la première femelle est de 61% et 42% chez la deuxième femelle. Et une différence significative entre le nombre de larves de la première femelle, avec une probabilité de 0.007848, et une probabilité de 0.009005 pour la deuxième femelle.

Nous pouvons conclure que les résultats obtenus au cour de ces opération sont suffisantes vue les conditions expérimentales et on a pu maitriser les différentes techniques de reproduction semi contrôlée et artificielle.

La maitrise de la reproduction semi contrôlé du sandre *Stizostedion Lucioperca* et la reproduction artificielle de la carpe royale *Cyprinus carpio* est la solution pour augmenter la production piscicole et l'économie nationale de ces deux espèces.

En perspective, vue la valeur économique très importante du sandre, il serait intéressant de s'orienter vers la maitrise de la reproduction artificielle pour augmenter le taux de survie des alevins et par conséquent la production halieutique.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

ANNEXES

Tableau n° 02 : Représentation des doses de l'hormone injectée aux géniteurs de sandre :

		Géniteurs femelle			Géniteurs males		
Date et l'heure d'injection	hormone	marquage	Poids (kg)	Dose d'injection (ml)	marquage	poids (kg)	Dose d'injection (ml)
26/02/2019 à 16 :30 h	ovaprim	blanc	2	1	vert	1	0.5
			2	1			
		rouge	1	0.5			
03/03/2019			1	0.5	noir	1	0.5
04/03/2019		Bleu	3	1.5	rose	1	0.5
			3	1.5	jaune	1	0.5

Tableau n° 03 : Représentation des doses de l'hormone injectée aux géniteurs de la carpe royale :

Date et l'heure d'injection	hormone	Géniteurs femelles			Géniteurs males		
		marquage	Poids (kg)	Dose d'injection (mg)	marquage	Poids (kg)	Dose d'injection (mg)
01/03/2019 à 14 :30h	hypophyse	blanc	6	9	noir	2	3
		vert	3	4.5			
04/03/2019 à 15 :00h	ovaprim	jaune	3	1.5	rouge	2	1
		bleu	3	1.5		2.5	1.25

Tableau n° 04 : Représentation des doses de l'hormone injectée aux géniteurs de la carpe royale :

Géniteurs femelles					Géniteurs males			
hormone	Couleurs de fil de marquage	Poids (kg)	Dose d'injection (mg/kg)		hormone	Couleurs de fil de marquage	Poids (kg)	dose d'injection (mg/kg)
			Première injection	Deuxième injection				
hypophyse	noire	3.7	1.11	9.99	Ovaprim	Blanc	3.44	1.7
ovaprim	Rouge	2.44	0.1	1		vert	2.28	1.1

Tableau n° 05 : Représentation du contrôle thermique des bassins de stabulation de la carpe royale après les deux injections :

Après la 1 ^{er} injection		Après la 2 ^{eme} injection	
Heure	Température	Heure	Température
14 :00 – 15 :00	21.6°C	00 :00 - 01 :00	24°C
15 :00 – 16 :00	24°C	01 :00 – 02 :00	24°C
16 :00 – 17 :00	24°C	02 :00 – 03 :00	24°C
17 :00 - 18 :00	25°C	03 :00 – 04 :00	24°C
18 :00 – 19 :00	25°C	04 :00 – 05 :00	24°C
19 :20 – 20 :00	25°C	05 :00 – 06 :00	25°C
20 :00 - 21 :00	24°C	06 :00 – 07 :00	25°C
21 :00 – 22 :00	24°C	07 :00 – 08 :00	25°C
22 :00 – 23 :00	24°C	09 :00 – 10 :00	25°C
23 :00 - 00 :00	24°C		
Totale	240°h	Totale	220°h

Appareillage et réactifs :

- Les hormones utilisées : ovaprim, Hypophyse.
- Eau physiologique, Formol, NaCl, Acétone.
- Seringues de 5 ml.
- Table pour la manipulation.
- Serviettes, Epuisette, Mortier.
- Les nids, Bouteille de Zoug.
- Des bassins cylindriques de volume 1.61m³, Des race-way de volume 1.51m³.
- Aérateur.
- Une Embarcation motorisée
- Filet Monofilament de 300 m de diameter de maille 45cm
- Filet monofilament de 1000 m de diameter des mailles 57cm
- Un Véhicule, Un vivier isotherm.
- Des flacons en plastique (1,5 L).