

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE

LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل

École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



**MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME
D'INGENIEUR EN SCIENCES DE LA MER**

OPTION : Aquaculture

***Reproduction artificielle de la carpe koi : *Cyprinus carpio*
carpio (Linnaeus, 1758).***

Présenté par :

- Mr BENAMARA Aimad.
- Mr BESSAAD Kamel.

Soutenu le 15/09/2013 devant la commission de jury :

Mme DJEGHRI B.	Professeur (ENSSMAL)	Présidente
Mme HAOUI N.	Maitre assistante (ENSSMAL)	Examinatrice
Mr LOURGUIOUI H.	Maitre assistant (ENSSMAL)	Examineur
Mr BELHASNAT K.	Maître de conférences B (ENSSMAL)	Promoteur

Promotion 2012/2013

Remerciements

Je remercie Allah Le-Tout-Puissant qui nous a donné la santé, le courage, la volonté et la patience nécessaires pour achever ce travail dans les meilleures conditions.

Nous tenons à exprimer toutes nos reconnaissances à ceux qui, à divers titres, ont collaboré à la réalisation de ce travail. Nous les devons à de nombreuses personnes que nous avons le plaisir et l'honneur de citer ci-après.

*Nous tenons à remercier sincèrement et particulièrement **Mr BELHESNET**, en tant que promoteur, qui a été toujours à notre écoute et notre disposition tout au long de la réalisation de ce mémoire, ainsi pour ces conseils et son humeurs il été et il restera toujours comme un deuxième père pour nous.*

Nous tenons à remercier très vivement et par avance le membre de jury :

***Mme DJEGHRI B.** d'avoir accepté de présider ce jury ;*

***Mme HAOUI N.** qui nous fait l'honneur d'avoir accepté d'examiner ce travail;*

***Mr LOURGUIOUI H.** pour avoir accepté d'examiner ce travail;*

C'est un honneur, que de vous avoir comme membres de ce jury.

Nos remerciements s'adressent également à toute l'équipe technique du laboratoire d'aquaculture à tous les agents de sécurité pour leur disponibilité et à toute l'équipe de la bibliothèque.

Nous tenons également à remercier toutes l'équipe technique et tous les responsables de la pépinière GARDEN qui ont mis à notre disposition tous les moyens nécessaires pour le bon déroulement de notre travail.

Merci à tous et à toutes



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

A ma très chère mère

A mon très cher père

Pour tous les sacrifices qu'ils ont faits pour m'offrir le climat idéal de travail, et qui m'ont apporté leur soutien depuis toujours. Et leurs encouragements, conseils dans les soucis de ma réussite.

A mon cher frère Aissa

A mes chères sœurs Sonia, Amel, Radia et Katia

A ma très amie et sœur Hamdi Chafiaa

Que dieu les protège « inchallah »

Ainsi que toutes ma famille

A mon binôme et toute sa famille

Et enfin à tous mes amis qui me sont très chers : Amarouche Djamel, Idir

Lyes, Bahloul Faycel, Bensalah Ahmed, Kaouche Amina, Bouabdelli

Manel, Benamara Karim, Benamara Nourdine, Kherbouche

Youva, Momohti, Zeghida Salah.

Aimad.

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail

à ma chère mère

à mon cher père

pour tous les sacrifices qu'ils ont fait pour moi

à mon cher frère KARIM

à mes chères sœurs SAMIA et NABILA

ainsi qu'à toute ma famille

et en fin à tous mes amis qui me sont très chers

KAMEL

LISTE DES FIGURES

Fig.01: Morphologie externe de la carpe koi	5
Fig.02: Forme du corps typique idéale pour les poissons japonais	6
Fig.03: Schéma de l'organisation interne d'un poisson omnivore, la carpe (<i>cyprinus carpio</i>)	7
Fig.04: Répartition mondiale des cyprinidés	8
Fig.05: Le comportement très familial des Chagoï	10
Fig.06: Photo d'un Kohaku (en haut) et d'un Showa (en bas) avec les écailles bien en évidence ..	12
Fig.07: Le Sashi et le Kiwa.....	13
Fig.08: Agrandissement de la zone "Image 1"	13
Fig.09: Agrandissement de la zone "Image 2"	13
Fig.10: Le fukurin	14
Fig.11: Le dessin Matsuba	15
Fig.12: Le dessin Goromo	15
Fig.13: Kage Hi Utsuri.....	16
Fig.14: Le dessin Kanoko	16
Fig.15: Doitsu showa	17
Fig.16: Un Shusui avec la disposition des écailles Kawagoi.....	17
Fig.17: Un Doitsu Benigoï avec la disposition des écailles Kagamigoï	18
Fig.18: Un Doitsu Kigoï avec la disposition des écailles Yorigoï	18
Fig.19: Ginrin Kohaku	19
Fig.20: Le Kinginrin Asagi	19
Fig.21: Le Kinginrin Ochiba Shigure	19
Fig.22: Schéma général du développement des produits sexuels chez les poissons	25
Fig.23: Physiologie de la reproduction chez les poissons	29
Fig.24: Situation géographique de la pépinière Garden.....	33
Fig.25: Situation géographique de l'ENSSMAL	33
Fig.26: Structure d'élevage.....	34
Fig.27: Batterie d'aquarium	34
Fig.28: Bacs en polyéthylène	34
Fig.29: Bassin d'alevinage.....	35
Fig.30: Bassin en fibre de verre	35
Fig.31: Pêche des géniteurs	36

Fig.32: Anesthésie des géniteurs	37
Fig.33: Sélection des géniteurs	38
Fig.34: Sexage des géniteurs	39
Fig.35: Transport des géniteurs	39
Fig.36: Stockage et adaptation.....	39
Fig.37: Transport des géniteurs	40
Fig.38: Adaptation des géniteurs	40
Fig.39: Mesure du poids	40
Fig.40: Mesure de la taille	40
Fig.41: Prélèvement des ovocytes.....	41
Fig.42: Préparation du liquide de SERRA.....	41
Fig.43: Préparation de la solution hormonale.....	42
Fig.44: Glande hypophysaire entière	43
Fig.45: Injection hormonale.....	44
Fig.46: Extraction des ovules.....	46
Fig.47: Extraction du sperme.....	47
Fig.48: Mélange des gamètes.....	47
Fig.49: Ajout de la solution fécondante.....	48
Fig.50: Elimination de l'adhésivité par le lait.....	49
Fig.51: Traitement des œufs au vert de malachite	50
Fig.52: Incubation des œufs dans des aquariums et des bacs	51
Fig.53: Transfert des larves en eau verte.....	52
Fig.54: Larve prête à s'alimenter	52
Fig.55: Distribution du phytoplancton.....	52
Fig.56: Préparation du jaune d'œuf	53
Fig.57: Distribution du jaune d'œuf	53
Fig.58: Distribution d'aliment inerte	53
Fig.59: Comptage des larves.....	55
Fig.60: Transfert des larves dans les bassins de premier alevinage (ENSSMAL)	55
Fig.61: Transfert des larves dans le bassin de premier alevinage (Garden)	55
Fig.62: Deuxième alevinage (ENSSMAL).....	56
Fig.63: Ovocytes à différents stades de maturation.....	58
Fig.64: Embryon au stade morula (phase finale).....	62

Fig.65: Embryon au stade gastrula (le pôle animal envahit la surface du vitellus jusqu'à la fermeture du blastopore).	62
Fig.66: Œufs embryonnés (après 45 heures)	63
Fig.67: Œufs prêt à éclore (après 64 heures)	63
Fig.68: Eclosion après 3 jours d'incubation	64
Fig.69: Œuf bloqué	65
Fig.70: Œufs attaqués par Saprolegnia	65
Fig.71: Les alevins après 1 mois d'élevage	66
Fig.72: Mesure de la longueur des alevins après 1 mois, 2 mois et 3 mois d'élevage	68

LISTE DES TABLEAUX

Tableau n°01: Les composés azotés	10
Tableau n°02: Les 26 variétés fixes de la carpe koï	20
Tableau n°03: Géniteurs de poisson utilisés	36
Tableau n°04: Doses hormonales injectées correspondant à chaque femelle de poisson.....	45
Tableau n°05 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque femelle de poisson.....	45
Tableau n°06 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque mâle de poisson.....	45
Tableau n°07 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque mâle de poisson.....	45
Tableau n°08: Réponse des mâles et des femelles de <i>cyprinus carpio carpio</i> à la stimulation hormonale après la deuxième injection	58
Tableau n°09: Réponse des mâles et des femelles de <i>cyprinus carpio carpio</i> à la stimulation hormonale après la deuxième injection	59
Tableau n°10: Calcul du nombre d'œufs produit par chaque femelle de poisson	60
Tableau n°11: Calcul du nombre d'œufs produit par chaque femelle de poisson	60
Tableau n°12 : Paramètres d'incubation des œufs de la carpe koï dans les aquariums.....	61
Tableau n°13 : Paramètres d'incubation des œufs de la carpe koï dans les bacs	61
Tableau n°14: Mesure de la longueur des alevins après 1 mois d'élevage	66
Tableau n°15: Mesure de la longueur des alevins après 2 mois d'élevage	67
Tableau n°16: Mesure de la longueur et du poids des alevins après 3 mois d'élevage	67

LISTE DES ANNEXES

Annexe I :Lexique des termes japonais.

Annexe II :Description des variétés de la carpe koi.

Annexe III : Les variétés de la carpe koi en photos.

Sommaire

Sommaire

Introduction	1
I. Généralité	
1. Historique	3
2. Systématique.....	4
3. Morphologie et anatomie.....	4
3.1.Morphologie	4
3.2.Anatomie	6
4. Longévité et taille	7
4.1.Longévité.....	7
4.2.Croissance et taille	8
5. Ecologie	8
5.1.Répartition géographique	8
5.2.Paramètres physicochimiques	9
5.2.1. Température	9
5.2.2. Oxygène dissous.....	9
5.2.3. Ph.....	9
5.2.4. Composés azotés	10
5.3.Comportement.....	10
5.4.Régime alimentaire	11
6. Coloration et pigmentation	11
7. Les écailles	12
7.1.Le koï "Wagoi".....	12
7.1.1. Le Sashi et le Kiwa.....	13
7.1.2. Le Fukurin	14
7.1.3. Le dessin Matsuba	14
7.1.4. Le dessin Goromo	15
7.1.5. Le dessin Kage et Kanoko.....	16
7.2.Koï cuir ou "Doitsu"	16
7.2.1. La Kawagoi	17
7.2.2. Les Kagamigoï	18
7.2.3. Les Yorigoï.....	18

7.3.Les Koï "kinginrin" ou plus simplement "Ginrin"	19
8. Les variétés	20
9. Biologie	21
9.1.Reproduction	21
9.1.1.Période de reproduction et âge de la première maturation	21
9.1.2.Dimorphisme sexuel	21
9.1.3.Cycle sexuel	22
9.1.3.1. L'ovogénèse	22
9.1.3.2. La spermatogénèse	23
9.1.4. Les facteurs influant sur la reproduction	26
9.1.4.1. La température	26
9.1.4.2. L'alimentation	26
9.1.4.3. L'oxygène dissous	27
9.1.4.4. La photopériode	27
9.1.4.5. L'environnement social et la présence du substrat de ponte	27
9.1.5.Contrôle neuro-endocrinien de la gamétogénèse	27
9.1.6. Les modes de reproduction.....	30
9.1.6.1. Reproduction naturelle	30
9.1.6.2. Reproduction semi-naturelle.....	30
9.1.6.3. Reproduction artificielle	30
➤ La méthode humide	30
➤ La méthode sèche	31

2 .Matériels et Méthodes

1. Présentation de la structure d'accueil	33
2. Matériels	34
2.1 Aquariums et bac.....	34
2.2 Bassin en dur	35
2.3 Bassin en fibre de verre	35
3. Géniteurs utilisés	36
4. Méthode utilisée	36
4.1 Pêche des géniteurs	36

4.2 Anesthésie	37
4.3 Sélection des géniteurs	37
4.4 Sexage	38
4.5 Transport et adaptation	39
4.6 Contrôle pondéral	40
4.7 Marquage.....	40
4.8 Détermination de l'état de maturation des ovaires	41
4.8.1. Préparation du liquide de SERRA	41
4.8.2. Prélèvement des ovocytes.....	41
4.9. Traitement hormonal	42
4.9.1. Pesée de l'hypophyse	42
4.9.2. Préparation de la solution hormonale	42
4.9.3. Calcul des doses à injecter.....	43
4.10. Injection.....	43
4.11. Suture de l'orifice génital	46
4.12. Fécondation artificielle.....	46
4.12.1. Stripping.....	46
4.12.2. Mélange des gamètes	47
4.12.3. Ajout de la solution fécondante	47
4.12.4. Elimination de l'adhésivité	48
4.13. Traitement des œufs au vert de malachite	49
4.14. Incubation des œufs.....	50
4.15. Ecllosion des œufs	51
5. Alimentation larvaire	52
6. Premier alevinage	54
7. Deuxième alevinage	55

3 .Résultats et discussion

1. Maturation des gonades	58
2. Réponse à la stimulation hormonale.....	58
3. Estimation de la production des œufs	59
4. Condition d'incubation.....	61

5. Développement embryonnaire.....	62
6. Eclosion des œufs	63
7. Le taux d'éclosion	64
8. Taux de survie après le premier alevinage	65
9. Etude de la croissance des alevins	66
Conclusion	71

Introduction

Introduction:

L'aquariophilie consiste à reproduire et maintenir en captivité des animaux aquatiques en mettant en valeur l'aspect esthétique des animaux et du décor, ce qui le différencie de l'aquaculture dont le but est la production alimentaire.

Les poissons d'ornement sont une source importante de revenus pour de nombreuses communautés rurales et côtières des pays en développement.

En 1996, la valeur d'exportation des poissons et invertébrés d'ornement a dépassé les 200 millions de dollars, dont plus de 60 pour cent (soit quelque 130 millions de dollars) ont été aux économies des pays en développement **(FAO, 1999)**.

Le commerce des poissons d'ornement est important en valeur, mais quasiment négligeables en quantité: 1 kg de poissons d'ornements peut rapporter environ 500\$, alors que 1 kg de poisson alimentaire rapporte environ 6\$.

La carpe ornementale japonaise, dite carpe koï, est une parmi les 1500 variétés de carpes communes, *Cyprinus carpio*. Très apprécié par les asiatiques de par le monde, cet art se développe depuis quelques années dans les quatre coins du globe pour plusieurs raisons : l'élevage aisé de ce poisson de bassin crée une attraction indéniable dans le jardin ; le bassin de plein air, beaucoup moins astreignant que l'aquarium d'intérieur, crée une alternative à l'aquariophilie traditionnelle ; enfin, la beauté, exceptionnelle de ces poissons en font un ornement de choix du jardin **(NICOLAS, 1992)**.

L'objectif de notre travail est de maîtriser les techniques de la reproduction artificielle de la carpe koï par la méthode sèche dite « RUSS », la maîtrise des différents stades d'élevage larvaire et d'alevinage jusqu'à l'obtention de poisson de taille commerciale.

Notre étude comporte :

Un premier chapitre dans lequel nous étudierons les généralités concernant le koï.

Le deuxième chapitre traite les méthodes et le matériel utilisés pour l'induction de l'ovulation par traitement hormonal et les conditions environnementales optimales nécessaires pour la réussite d'un bon élevage.

Le troisième chapitre présente les résultats de notre étude et la discussion de ces derniers.

I. Généralités

1. Historique :

Contrairement à ce qu'on pourrait croire, la carpe koï n'est pas originaire du Japon. La plus ancienne forme du nishikigoi, appelé magoi, était noire et vivait dans les mers Noire, Caspienne, d'Aral et d'Azov. C'est en Chine qu'apparaissent les premiers écrits les concernant au environ de 500 av. J.-C..

Les premières techniques d'élevage de la carpe koï furent également inventées en Chine. Les variations chromatiques se limitaient alors au rouge et au gris car on l'élevait principalement pour la saveur de sa chair. La carpe koï ne fut introduite au Japon que lors des invasions chinoises.

C'est au XVII^e siècle, dans la région du Niigata, que l'on introduisit la carpe dans les rizières afin d'agrémenter le régime à base de riz des paysans. Les premières mutations chromatiques dignes de ce nom apparurent entre 1804 et 1830 et concernèrent les carpes rouge, blanche et jaune. Entre 1830 et 1850, les kohakus virent le jour à la suite d'un croisement entre une carpe blanche et une carpe rouge. Et dès la fin du XIX^e siècle, la plupart des variétés que nous connaissons maintenant s'étaient établies.

L'élevage des carpes koïs ne connut cependant qu'un succès qui ne dépassa pas les frontières du Niigata. Mais au sein de cette région, certains poissons valurent bientôt leur pesant d'or et l'élevage fut temporairement interdit par les autorités locales qui considéraient cela comme de la spéculation.

Le marché de la carpe koï s'est considérablement développé à l'issue de la Seconde Guerre mondiale grâce au transport aérien et la création d'élevages à l'extérieur du Japon. Maintenant, de nombreux pays assurent la production de carpes ornementales, mais la qualité des koï élevées au Japon surpasse néanmoins toute concurrence (**BERNICE BREWSTER., 2004**).

2. systématique:

La classification de la carpe koï s'établit ainsi :

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous-embranchement : Gnathostomata

Classe : Actinopterygii

Sous-classe : Neopterygii

Super-ordre : Teleostei

Ordre : Cypriniformes

Famille : Cyprinidae

Genre : *Cyprinus*

Nom scientifique : *Cyprinus carpio carpio* (Linnaeus, 1758) in (HUET, 1970).

3. Morphologie et anatomie:

3.1. Morphologie:

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

La bouche est terminale et protractile munie de 4 barbillons sensoriels (2 longs et 2 courts à la lèvre supérieure).

Les écailles sont cycloïdes solidement implantées recouvrant tout le corps sauf la tête.

La ligne latérale est bien évidente.

La carpe possède une nageoire dorsale longue et tronquée, dépourvue de rayons épineux. Le premier rayon de la nageoire dorsale est épais et dentelé.

La nageoire caudale est bien échancrée (BRUSLE, QUIGNARD, 2001).



Fig.01: Morphologie externe de la carpe koï.

Source (**Berkaine, Bouyakoub, 2011**)

La carpe japonaise est plus mince que l'europpéenne, mais elle est néanmoins vigoureuse.

En coupe transversale, la forme du corps idéal est représenté par une section théorique au milieu du poisson ; cette section commence à l'avant de la nageoire dorsale et couvre les nageoires pelviennes. L'idéal est un cercle parfait.

Le rapport entre la hauteur et la longueur est caractéristique pour chaque espèce de poisson dans la nature. De bons koïs typiques sont 2,5 à 3 fois plus longs que hauts.

Le corps doit être parfaitement symétrique et rectiligne, exception faite des déformations des femelles gravides. Le profil latéral doit être élancé, mais ne doit pas rappeler la forme sauvage du poisson (**NICOLAS, 1992**).

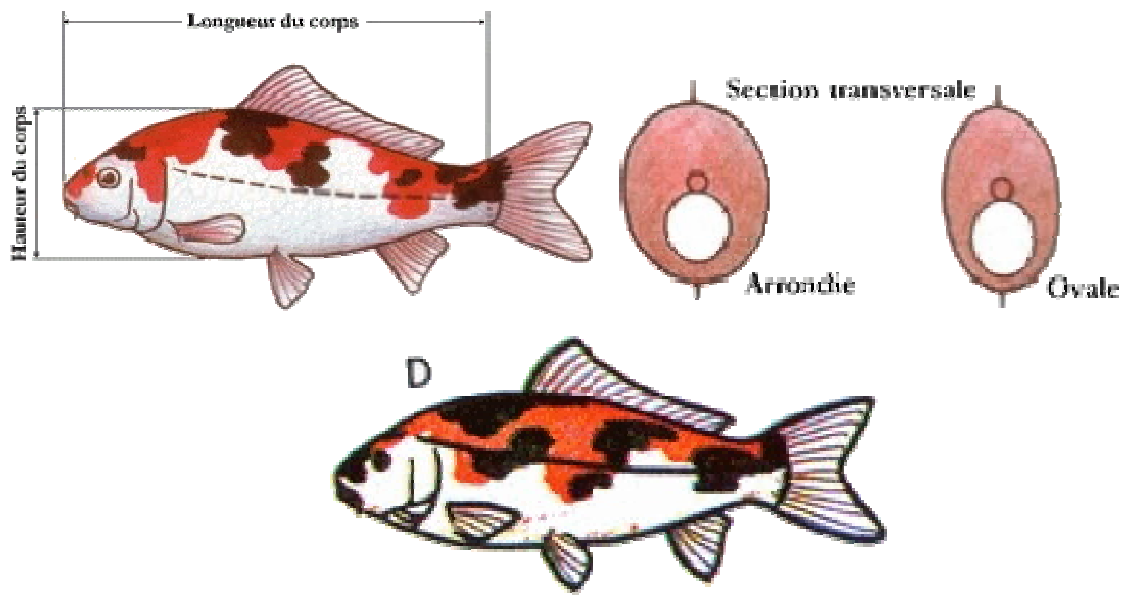


Fig.02: Forme du corps typique idéale pour les poissons japonais.
(NICOLAS, 1992).

La carpe présente quatre types d'écaillures différentes:

- Corps entièrement couvert d'écaillures;
- Corps avec une rangée d'écaillures le long de la ligne latérale;
- Individus à peau nue et grosses écaillures le long du dos (carpe miroir) ; et
- Carpe à peau nue sans écaillures (carpe cuir).

(SCHLUMBERGER, 2002)

3.2. Anatomie:

La bouche de la carpe est dépourvue de dents buccales, mais elle possède des dents pharyngiennes et muscles pharyngiens très puissants (BRUSLE, QUIGNARD, 2001).

La carpe ne possède pas d'estomac mais pourvus d'un intestin le plus souvent long avec plusieurs anses intestinales faisant des boucles complexes, intervient alors dans la phase finale de la digestion et assure l'absorption des nutriments.

La vessie natatoire est divisée en deux parties, cet organe est relié à l'intestin.

Les cyprinidés ont l'originalité de posséder un système reliant l'oreille interne à la vessie gazeuse : cet appareil de Weber est formé de pièces osseuses dérivées des 4-5 premières vertèbres et qui a pour fonction de permettre la transmission des vibrations reçues par la vessie gazeuse à l'oreille interne. Ceci permet d'améliorer les capacités auditives de ces poissons (BRUSLE, QUIGNARD, 2001).

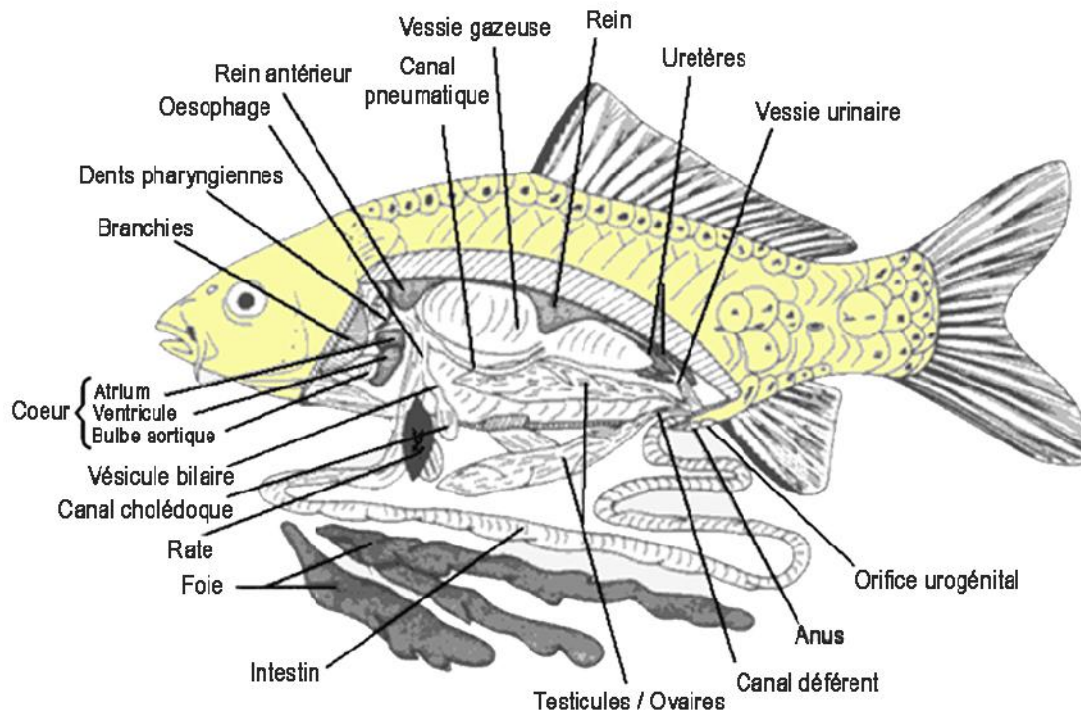


Fig.03 : Schéma de l'organisation interne d'un poisson omnivore, la carpe (*cyprinus carpio*)
(d'après M.Dorson in **Précis de pathologie des poissons**).

(BERNARD BACHASSON, 2012).

4. Longévité et taille:

4.1. Longévité:

Les Koïs peuvent vivre jusqu'à 30 ans et peuvent atteindre 60-70 ans, voir beaucoup plus (SANDRA, STEINL, 2001).

L'âge record connu pour une Koï serait de 226 ans (âge confirmé par scalimétrie, étude des anneaux de croissance des écailles) (NICOLAS, 1992).

Ce sont principalement les très bonnes conditions dans lesquelles sont maintenues les carpes koïs qui permettent à certains spécimens d'atteindre 70 à 80 ans.

4.2. Croissance et taille :

La croissance des carpes koïs est très rapide. Elle est très ralentie si l'animal vit dans un aquarium, ou si le bassin est dépourvu d'un système de filtration éliminant les déchets du métabolisme (NICOLAS, 1992).

La croissance du koï est d'environ 15 Cm par an au cours des 4 premières années (carpekoï).

Dans de bonnes conditions, la carpe koï peut atteindre 70 à 75 cm, mais en général, la plupart des mâles ne dépassent pas 70 cm.

Seule exception, le grand koï du japon (de son nom chagoï et magoi) peut atteindre facilement 1 mètre (Aquajardin).

Une carpe koï adulte peut peser jusqu'à 10 kg (ENITA, 1998).

5. Ecologie:

5.1. Répartition géographique:

Les cyprinidés sont largement représentés en Amérique du Nord, Eurasie et Afrique mais sont naturellement absent d'Amérique du Sud, de Madagascar et d'Australie où toutefois l'homme a introduit quelques espèces dont la carpe commune *Cyprinus carpio* (BILLARD, 1995).



Fig.04 : Répartition mondiale des cyprinidés.

Source (Aquafish)

5.2. Paramètres physicochimiques:

La qualité de L'eau a une énorme influence sur le Koï, toute personne qui apprécie et élève des Koï devrait en tenir compte

5.2.1. Température:

Elle joue le rôle de facteur limitant en influant sur l'activité métabolique et physiologique du poisson : la respiration, l'alimentation, la croissance et la reproduction.

La carpe affectionne particulièrement les eaux chaudes (27 à 32°C, son préférendum thermique se situant à 30,8°C) (**BRUSLE, QUIGNARD, 2001**).

A 10°C la carpe koï ne s'alimente presque plus. En dessous de 4°C la température devient critique (Durée 1 mois maximum) (**carpekoï**).

Les carpes peuvent supporter une température de 1°C pendant une courte période (1 à 3 jours maximum) (**carpekoï**).

5.2.2. Oxygène dissous:

La teneur de l'eau en oxygène dépend de la température : si elle augmente, la solubilité de l'oxygène diminue ; elle dépend de la pression atmosphérique: si cette dernière augmente, la solubilité de l'oxygène croit (**ARRIGNON, 1998**).

L'oxygène dissous dans l'eau peut avoir deux origines: l'atmosphère ou provenir de la photosynthèse du phytoplancton.

Pour la santé des koïs il faut **maintenir au moins 6mg d'oxygène par litre d'eau** (**carpekoï**).

Pendant les Carpes peuvent survivre avec une quantité d'oxygène comprise entre 1mg/l et 5 mg/l mais leur croissance sera ralentie et elles seront bien plus sensibles aux maladies (**carpekoï**).

La teneur létale se situe entre 0.3mg/l et 1mg/l d'oxygène. Dans ces conditions-là, les poissons peuvent mourir en quelques heures (**carpekoï**).

5.2.3. Le pH:

Le pH est un symbole, qui exprime, par le chiffre dont il est accompagné, l'acidité ou l'alcalinité d'une eau.

La plage située entre 0 et 7 correspond aux valeurs de l'acidité.

La plage située de 7 à 14 correspond aux valeurs de l'alcalinité (**ARRIGNON, 1998**).

Les koïs préfèrent un pH proche de la neutralité (pH=7) pouvant aller de 6 à 8 (**SANDRA, STEINL, 2001**).

L'optimum de reproduction se situe aux alentours de 6,5 et 7 (**ARRIGNON, 1991**).

5.2.4. Les composés azotés:

Les substances azotées dissoutes proviennent de la dégradation des protéines présentes dans l'aliment et de l'excrétion. (**BILLARD, 1995**)

Les valeurs tolérées sont :

Tableau n° 01: Les composés azotés.

Ammoniaque (NH ₃ ⁺) (mg/l)	Nitrite (NO ₂ ⁻) (mg/l)	Nitrate (NO ₃ ⁻) (mg/l)
0,025	0,1 à 0,2	15

(**BILLARD, 1995**)

5.3. Comportement:

La carpe est grégaire et benthique, sédentaire et de mœurs plutôt nocturnes.

Elle est photophobe (ou lucifuge), sélectionnant les habitats à faible intensité lumineuse (inférieur à 100 lux), avec des variations saisonnières. Elle recherche les habitats vaseux riches en végétation, conformément à un comportement phytophile (**BRUSLE J., QUIGNARD J.P., 2001**).

Les Koï sont des poissons très familiers, surtout les Chagoï qui se laissent caresser et se prêtent à des jeux.

La carpe koï est tellement docile et routinière qu'elle finira souvent par manger dans la main de son propriétaire et venir réclamer sa nourriture à heure fixe (**Passion bassin**).



Fig.05: Le comportement très familier des Chagoï (**Passion bassin**).

5.4.Régime alimentaire:

La carpe est un poisson omnivore (ou polyphage) à forte tendance carnivore. Elle possède un large spectre alimentaire avec une préférence pour la nourriture benthique la plus disponible au moindre effort : proie animales et végétales benthiques (Crustacés Ostracodes, Mollusques : escargots, bullins, limnées..., Vers oligochètes Tubifex, larves et pupes d'Insectes, en particulier chironomides mais aussi Trichoptères et Ephéméroptères, algues Chlorophycées et Cyanophycées , des graines de plantes aquatiques).

La part peu importante des plantes aquatiques dans le régime s'explique par le manque de dents permettant leur incision et par un déficit en une enzyme digestive: la cellulase. Des débris végétaux, des macrophytes morts et divers débris organiques (et même minéraux) sont ingérés sur le fond, correspondant à une activité benthophage.

L'activité alimentaire est dominante au début et à la fin de la journée et la nuit. Son activité trophique est très élevée durant l'été mais elle cesse de se nourrir à des températures < 6 C° et supporte bien ces longues périodes de jeûne. **(BRUSLE, QUIGNARD, 2001).**

6. Coloration et pigmentation de la carpe koï :

C'est dans la peau et plus précisément dans le derme que se situent les cellules pigmentaires (les chromatophores) qui déterminent les couleurs de la carpe koï.

Dans les cellules pigmentaires il y a :

- Les érythrophones qui sont responsables de la pigmentation rouge et orange ;
- Les iridophores qui sont des cristaux reflétant la luminosité ;
- Les xanthophores qui donnent la pigmentation jaune ;
- Les mélanophores qui donnent la pigmentation noir et brune; **(Aquajardin)**
- Les leucophores qui donnent la couleur blanche **(NICOLAS, 1992).**

La qualité d'environnement, la nourriture et la qualité de l'eau (principalement le pH) ont un rôle important dans la coloration de la carpe koï.

Par exemple, une eau douce favorise la teinte rouge, par contre le noir sera moins intense et se développera moins vite. Le blanc sera également moins clair. Dans une eau dure (pH 7,5 et 8,5), le noir et le blanc seront plus clairs, plus intenses et plus parfaits.

Dans l'alimentation, certains éleveurs professionnels ajoutent de la carotène et de la spiruline qui renforce la pigmentation du rouge.

Pour la couleur rouge et jaune, une forte présence de phytoplancton vert dans le bassin est favorable.

Pour l'aspect général des couleurs, on peut donner de temps en temps des crevettes entières avec les carapaces. Celles-ci ravivent de façon générale les teintes de la robe de la carpe koï (**Aquajardin**).

On peut aussi ajouter dans l'alimentation des koïs des pétales de souci (famille des composées, à fleurs jaunes), réduit en farine pour augmenter l'intensité des couleurs (**NICOLAS, 1992**).

7. Les écailles de la carpe koï:

La disposition des écailles permet de répartir les Koï en trois sous-catégories :

- Koï "Wagoi" : entièrement recouvert d'écailles.
- Koï cuir ou "Doitsu" (croisement avec des carpes allemandes) : écailles de grandes tailles disposées le long de la ligne dorsale et de la ligne latérale.
- Les Koï "kinginrin" ou plus simplement "Ginrin" : le corps est recouvert d'écailles présentant des facettes, donnant un aspect lumineux au poisson (**Passion bassin**).

7.1. Le koï "Wagoi" :

Un koï Wagoi a le corps recouvert d'écailles à l'opposé des Koï Doitsu (**Aquatechnobel**).



Fig.06: Photo d'un Kohaku (en haut) et d'un Showa (en bas) avec les écailles bien en évidence (**Aquatechnobel**).

7.1.1. Le Sashi et le Kiwa :

Les écailles interviennent au niveau de la précision des marques de couleur sur le corps du poisson.

Pour mettre en évidence cette particularité de la carpe koï nous allons prendre l'exemple du shiro utsuri (un Koï noir et blanc).

A l'avant d'une marque, nous avons une écaille blanche qui se superpose à une écaille noire, ce qui donne un bord grisâtre appelé Sashi car on peut apercevoir par transparence l'écaille colorée placée sous la blanche. Tandis qu'à l'arrière de la marque nous avons une écaille noire qui est superposée au-dessus d'une blanche et cela donne un bord beaucoup plus net appelé Kiwa. Cette particularité est bien visible sur le Kohaku (**Aquatechnobel**).

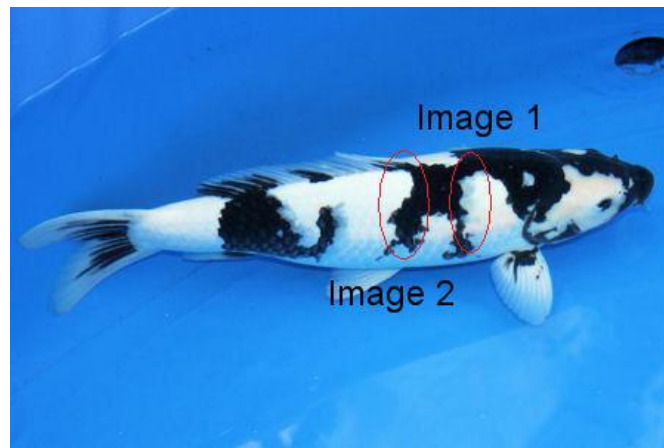


Fig.07 : Le Sashi et le Kiwa (**Aquatechnobel**).



Fig.08: Agrandissement de la zone "Image 1". **Fig.09:** Agrandissement de la zone "Image 2".

(**Aquatechnobel**).

7.1.2. Le Fukurin:

C'est un motif formé par les écailles séparées par une zone de peau nue (**Nishikigoi bassin**).

Le fukurin est une excroissance de la peau qui, avec l'âge, recouvre les écailles pour former un maillage autour.

La peau réfléchit plus les rayons de lumière que les écailles, c'est pourquoi la présence d'un bon Fukurin donne plus d'éclat au Koï (**Koiconnect**).

Le Fukurin et le Sashi ne peuvent pas coexister, pour le Sashi, il faut des écailles qui se superposent, pour le Fukurin, il faut des écailles bien séparées.

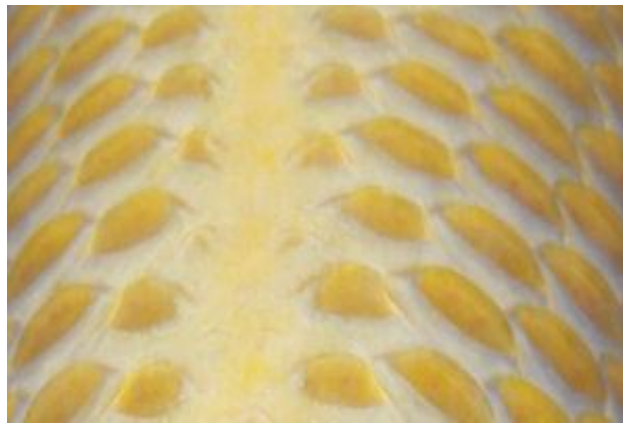


Fig.10: Le fukurin (Aquatechnobel).

Les écailles peuvent aussi présenter des dessins particuliers.

7.1.3. Le dessin Matsuba:

Les écailles avec un dessin Matsuba ont un centre plus foncé que l'extérieur, ce qui donne un aspect en "pomme de pin" bien caractéristique de la famille des Matsuba et des Kujaku.



Fig.11: Le dessin Matsuba (**Aquatchnobel**).

7.1.4. Le dessin Goromo:

Ce dessin est présent dans plusieurs familles, les Goromo bien sûr mais aussi les Goshiki.

Le dessin n'est plus caractérisé par un centre sombre au niveau des écailles, mais par un bord de couleur Ai (Indigo) ou Sumi (noir) (**Aquatechnobel**).



Fig.12: Le dessin Goromo (**Aquatechnobel**).

7.1.5. Le dessin Kage et Kanoko :

Le dessin Kage montre des écailles dans un état intermédiaire, pas vraiment Sumi, pas vraiment de la couleur du poisson.

Kage signifie "Ombré".

Le dessin Kanoko est représenté par des marques Hi dans le Shiroji de la taille d'une écaille (**Aquatechnobel**).



Fig.13: Kage Hi Utsuri.

Fig.14: Le dessin Kanoko.

(**Aquatechnobel**).

7.2. Koï cuir ou "Doitsu":

Doitsu signifie "allemand" ou "carpe allemande" en japonais (**Aquatechnobel**).



Fig.15: Doitsu showa (**Aquatechnobel**).

Les Koïs Doitsu ne sont pas tous complètement dépourvus d'écailles, on peut encore en trouver le long de la ligne latérale, et sur le haut du dos.

Il existe trois variétés de Doitsu déterminées par la disposition et la quantité d'écailles présente sur le corps:

7.2.1. La Kawagoi:

Aussi appelée Carpe cuir, les écailles sont présentes uniquement le long du dos de part et d'autre de la nageoire dorsale (**Aquatechnobel**).



Fig.16: Un Shusui avec la disposition des écailles Kawagoi (**Aquatechnobel**).

7.2.2. Les Kagamigoi :

Aussi appelée Carpe miroir, cette variété a de grosses écailles le long de la ligne latérale et sur le dos (**Aquatechnobel**).



Fig.17: Un Doitsu Benigoi avec la disposition des écailles Kagamigoi. (**Aquatechnobel**).

7.2.3. Les Yorigoi:

Aussi appelée Doitsu Yoroï.

Si des écailles sont présentes autre part que sur le long de la nageoire dorsale et le long de la ligne latérale, ce sont des Doitsu Yoroï. Elle est aussi appelée Koï en armure ou Armoured Koï.

Cette variété a moins de valeur comparée aux Kawagoï ou aux Kagamigoi.



Fig.18: Un Doitsu Kigoï avec la disposition des écailles Yorigoi (**Aquatechnobel**).

7.3. Les Koï "kinginrin" ou plus simplement "Ginrin" :

Kinginrin signifie des écailles avec un éclat doré et argenté.

Kinginrin est souvent abrégé en Ginrin et est utilisé pour décrire un Koï qui a les écailles brillantes. Pour être qualifié de Ginrin, un Koï doit avoir au minimum 20 écailles présentant cette particularité.

L'effet Kinginrin est le résultat de l'accumulation dans les écailles d'un pigment appelé "Guanine" (Aquatechnobel).



Fig.19: Ginrin Kohaku.



Fig.20: Le Kinginrin Asagi.



Fig.21: Le Kinginrin Ochiba Shigure.



























(Aquatechnobel).

8. Les variétés de carpe koi:

Il existe plus de 80 variétés différentes de Nishikigoi, l'INPC (International Nishikigoi Promotion Center) va en fixer 26 appelées variétés fixes, les autres étant des variations de ses mêmes variétés fixes. On peut se reporter au lexique pour les termes japonais.

Les éleveurs, les professionnels, juges de concours et les amateurs éclairés utilisent des mots japonais pour chaque couleur, ce qui donne le nom des variétés et catégories différentes pour les carpes kois (**Japan-nishikigoi**).

Tableau n° 02: Les 26 variétés fixes de la carpe koi:

								
Kohaku	Taisho Sanshoku	Showa Sanshoku	Tancho	Shiro Utsuri	Bekko	Aka Matsuba	Asagi	Shusui
								
Koromo	Goshiki	Kujaku	Gin Matsuba	Ogon	Platinum	Hariwake	Yamato Nishiki	Kin Showa
								
Kin Ki Utsuri	Kikusui	Chagoi	Ochiba Shigure	Benigoi	Kigoi	Karasugoi	Kumonryu	

(Japan-nishikigoi)

9. Biologie :

9.1. Reproduction :

9.1.1. Période de reproduction et âge de la première maturation :

Les carpes se reproduisent à partir d'avril dans les pays chauds, et jusqu'en août, lorsque la température de l'eau dépasse 20°C (NICOLAS, 1992).

L'âge de première maturité sexuelle est de 2 ans pour les mâles et de 3 ans pour les femelles (moins en région tempérée chaude et tropicale, soit respectivement 1 an et 2 ans) (BRUSLE, QUIGNARD, 2001).

9.1.2. Dimorphisme sexuel :

Les différences entre un mâle et une femelle du même âge sont:

Mâles :

- Les mâles ont un comportement plus vif que les femelles ;
- Leur corps relativement fin est plus allongé que celui des femelles ;
- Les mâles portent des « points de noces » sur les opercules branchiaux et parfois aussi sur le premier rayon des nageoires pectorales ;
- Les nageoires pectorales des mâles sont souvent plus grandes et fortes que celles des femelles ;
- La papille génitale du mâle se présente sous une forme concave allongée ;
- En période de frai, ils peuvent libérer de la laitance en pratiquant une légère pression sur l'abdomen (**carpio**).

Femelles :

- Les femelles prêtes à pondre ont un abdomen large et souple ;
- La papille génitale de la femelle est de forme convexe arrondis et éventuellement turgescence;
- Une légère pression sur l'abdomen peut provoquer la perte de quelques œufs (**carpio**).

9.1.3. Cycle sexuel:

Le développement des produits sexuels dans les gonades (ovules ou œufs, spermatozoïdes ou sperme) est un processus long et complexe où plusieurs stades, ou phases, peuvent être différenciés (**Woynarovich et Horváth, 1981**).

9.1.3.1. L'ovogénèse:

C'est la transformation d'une cellule sexuelle primordiale l'ovogonie en un gamète femelle, l'ovule.

L'ovogénèse comporte plusieurs stades :

Stade 1: les cellules primitives de l'ovogénèse (ovogonies) sont très petites, leur taille est à peine supérieure à celle des autres cellules (8 à 12 microns). Elles se multiplient par mitose normale.

Stade 2: la cellule mère de l'ovocyte grandit à 12 ou 20 microns et un follicule commence à se former autour de chacune.

Ce follicule, qui a pour fonction de nourrir et de protéger l'ovule au cours de son développement, finit par donner naissance à une double assise de cellules.

Stade 3: la cellule constituant l'ovocyte s'accroît sensiblement pour atteindre de 40 à 200 microns; le follicule l'entoure à présent complètement.

Ces trois premiers stades marquent la période de premier ordre pour l'ovocyte, avant qu'il accumule des réserves nutritives.

Stade 4: c'est le début de la vitellogenèse, avec production et accumulation de vitellus.

L'ovocyte s'accroît à 200–350 microns: les premiers globules lipoïdes apparaissent dans le cytoplasme.

Stade 5: c'est la seconde phase de la vitellogenèse. Le cytoplasme est maintenant rempli de globules lipoïdes et le vitellus commence à produire ses plaquettes. Dimension de l'ovule: 350 à 500 microns.

Stade 6: troisième phase de la vitellogenèse, pendant laquelle les plaquettes du vitellus poussent les gouttelettes huileuses vers le bord de la cellule où deux anneaux commencent à se former: les nucléoles, qui participent à la synthèse protéique et à l'accumulation de réserves nutritives, et qui adhèrent à la membrane du noyau de la cellule. Sa taille est maintenant de 600 à 900 microns.

Stade 7: la vitellogenèse, ou synthèse du vitellus, se termine pendant cette phase où l'ovule atteint 900 à 1 000 microns. Lorsque l'accumulation de vitellus s'achève, les nucléoles

se retirent au centre du noyau. Le micropyle, orifice microscopique percé dans la membrane de l'ovule (pour permettre la pénétration du spermatozoïde lors de la fécondation), s'ouvre pendant cette phase.

Les stades 4, 5, 6 et 7 sont ceux de la vitellogenèse; qui correspond à la synthèse protéique du vitellus et à son accumulation dans l'ovocyte (ou ovule). Celui-ci est essentiellement prêt à accomplir sa fonction d'œuf. Pour parvenir à ce stade de développement, la femelle du poisson doit trouver dans son alimentation beaucoup de matière protéique et une échelle de température favorable.

Au terme du stade 7, l'ovule peut demeurer inchangé pendant plusieurs mois: c'est le stade de "dormance" ou de "repos".

Ou bien cette phase dormante se conclura par l'ovulation si les conditions sont favorables, ou bien, en l'absence de celles-ci, il y aura putréfaction folliculaire et résorption.

(Woynarovich et Horváth, 1981).

Remarque:

L'ovogénèse est fortement dépendante de la température ; un cycle complet demande au moins 1000 degrés-jour (soit 60 j à 20°C). **(BILLARD, 1995)**

Lorsque les conditions thermiques sont réunies, il est possible d'obtenir plusieurs reproductions par an, pourvu que les femelles soient convenablement alimentées **(BILLARD, 1995).**

Les ovocytes en fin de vitellogenèse peuvent conserver leur intégrité pendant de longues périodes (jusqu'à 9 mois lorsque les femelles sont maintenues à moins de 16°C) **(BILLARD, 1995).**

Le RGS des femelles est très élevé: 20 à 30% du poids corporel, révélateur d'une grande fécondité: 80 000 à 150 000 ovocytes/kg de poids frais de femelle **(BRUSLE, QUIGNARD, 2001).**

9.1.3.2. La spermatogénèse:

C'est la transformation d'une cellule germinale (spermatogonie) en gamète mâle (spermatozoïde).

Les spermatogonies primitives, qui constituent le matériel de base de la spermatogénèse, se multiplient activement par mitose à la périphérie des tubes séminifères. A partir des spermatogonies de dernière génération, se développent les spermatocytes de premier ordre dont chacun donnera naissance plus tard à deux spermatocytes de second ordre

(ou spermatides), qui, à leur tour, se transformeront chacun en deux spermatozoïdes. C'est le sperme qui s'amasse dans les cavités des tubes séminifères, où il reste à l'état dormant jusqu'à l'apparition de conditions de milieu favorables et où, au signal donné par la gonadotrophine, le mâle devient prêt à frayer (**Woynarovich et Horváth, 1981**).

Remarque:

La production de spermatozoïde est considérable: 2000 milliards de spermatozoïdes par cycle (pour un mâle de 1 kg).

Les spermatozoïdes sont formés dans les testicules dès l'automne et y subsistent jusqu'à la saison de reproduction.

Lorsque la température de l'eau reste supérieure à 5-8°C, il est possible d'extraire de très faibles quantités de sperme par pression abdominale dès l'automne et cela constitue un moyen de sexage.

Les spermatozoïdes ne sont pas tous libérés à la fin du cycle reproducteur, même après stimulation hormonale, et subsistent dans le testicule au cours des cycles suivants. Ce vieillissement risque d'en altérer la qualité (**BILLARD, 1995**).

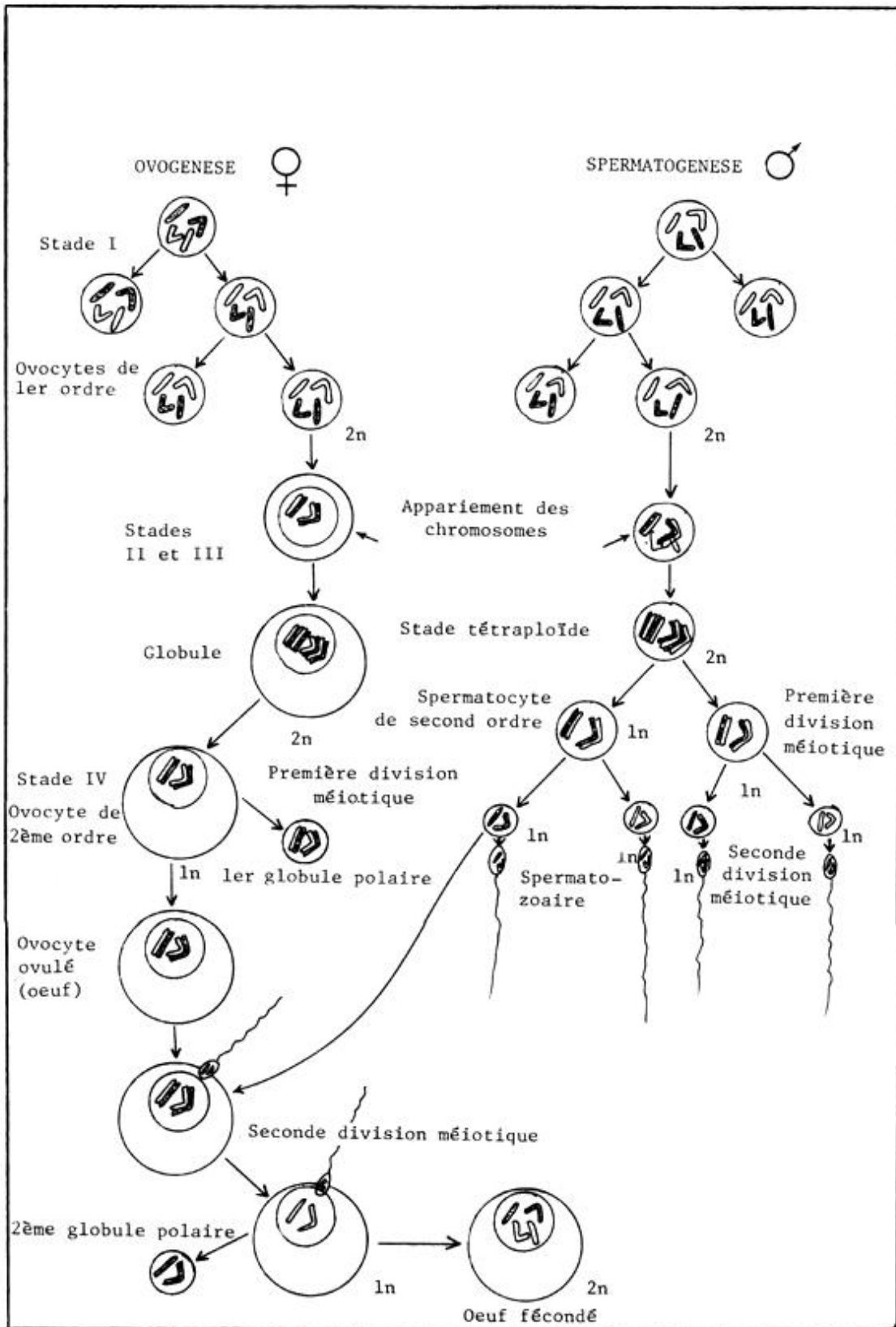


Fig.22 : Schéma général du développement des produits sexuels chez les poissons.

(Woynarovich et Horváth., 1981)

9.1.4. Les facteurs influant sur la reproduction:

Plusieurs facteurs du milieu ont une influence considérable sur les différentes phases de la gamétogenèse, la maturation et l'ovulation.

Les plus importants sont l'alimentation, la température, la teneur de l'eau en oxygène dissous, l'environnement social et la présence de substrat de ponte (**BARNABE, 1989**).

9.1.4.1. La température:

Dans les conditions naturelles, la gamétogenèse redevient active (multiplication des ovogonies, phase de prévitellogénèse et de vitellogénèse) immédiatement après la ponte en mai-juin. Souvent, la gamétogenèse est achevée dès l'automne, mais la chute de température bloque alors le processus de maturation des follicules, ce dernier ne redémarrant qu'au printemps suivants, lorsque les conditions thermiques sont redevenues favorables.

Les besoins thermiques sont très stricts et ont été quantifiés en degrés-jours. Ils servent à définir l'époque à laquelle le traitement hormonal, destiné à provoquer l'ovulation, doit être appliqué.

Le point de départ de la sommation de degrés-jours est habituellement fixé au 1^{er} janvier. La carpe commune est mature lorsque la somme des degrés-jours atteint 1000 à 1100 degrés-jours.

On peut aussi commencer le comptage des degrés-jours immédiatement après la ponte précédente, et ne prendre en compte que les températures au-dessus de zéro physiologique (10°C).

On considère généralement que des températures supérieures à 19°C sont nécessaires à la ponte et au succès de l'hypophysation (**BARNABE, 1989**).

9.1.4.2. L'alimentation:

L'alimentation interfère d'une façon notable sur l'état des géniteurs et la qualité des produits sexuels émis.

Les géniteurs doivent être maintenus dans les étangs de prématuration les plus productifs (**BARNABE, 1989**).

Pour la formation des œufs, les amino-acides essentiels sont nécessaires, à profusion. Le contenu de la nourriture en protéines animales a une très grande importance pour la Carpe commune (**WOYNAROVICH, 1980**).

Des travaux japonais ont démontré que des carences alimentaires en acides gras essentiels appliquées à des carpes femelles se traduisent par une diminution de la qualité des gamètes produits et des mortalités embryonnaires (**BARNABE, 1989**).

9.1.4.3. L'oxygène dissous:

La consommation horaire d'oxygène des géniteurs carpes est de l'ordre de 100 mg/kg de poids vifs dans une eau à saturation.

Le taux minimal d'oxygène dans l'eau est de l'ordre de 6 mg/l; il doit être à saturation lors de l'ovulation (après hypophysation) (**BARNABE, 1989**).

9.1.4.4. La photoperiode:

Le rôle de la photopériode est relativement moins important que chez les salmonidés, mais elle est nécessaire en complément de la température pour obtenir une bonne reproduction (**SCLUMBERGER, 1997**).

9.1.4.5. L'environnement social et la présence du substrat de ponte:

La ponte des cyprinidés est inhibée en condition de stress social (surpeuplement, dominance) ou en l'absence de substrat de ponte.

Il a été montré que l'introduction de substrats, même artificiels, dans des aquariums, suffisait pour induire l'ovulation des poissons rouges.

C'est en fait ce principe qui est utilisé dans le cas des étangs frayères où les géniteurs bénéficient d'un substrat herbeux pour la ponte des œufs (**BARNABE, 1989**).

9.1.5. Contrôle neuro-endocrinien de la gamétogenèse:

Le déterminisme endocrinien de la gamétogenèse a été particulièrement bien étudié chez le poisson rouge et la carpe.

Des facteurs de l'environnement externe, conjointement à des facteurs internes, induisent la sécrétion de diverses neurohormones au niveau du cerveau (hypothalamus) dont la «Gonadotropin Releasing Hormone» (GnRH ou gonadolibérine) qui va provoquer la sécrétion par l'hypophyse d'hormones gonadotropes lesquelles iront, via la circulation sanguine, stimuler les gonades.

Chez les cyprinidés il existe un mécanisme inhibiteur dû à la dopamine qui vient se surimposer au mécanisme stimulateur (**BILLARD, 1995**).

Actuellement 2 hormones gonadotropes (GTH) ont été identifiées chez plusieurs cyprinidés:

- GTH1 qui contrôle les premières étapes de la gamétogénèse y compris la vitellogenèse chez la femelle ;
- GTH2 qui intervient principalement sur les étapes finales (maturation ovocytaire, ovulation et spermiation).

Leur intervention au niveau des gonades se fait via des stéroïdes:

- *Chez le mâle:* testostérone, 11keto-testostérone et 17 α hydroxy, 20 β dihydroprogestérone (17-20P) ;
- *Chez la femelle :* estradiol, estrone, 17-20P.

La stimulation gonadotrope qui induit la spermiation est due au moins en partie à des phéromones émises par la femelle secrétés lors de la maturation ovocytaire et relâchés dans l'eau (**BILLARD, 1995**).

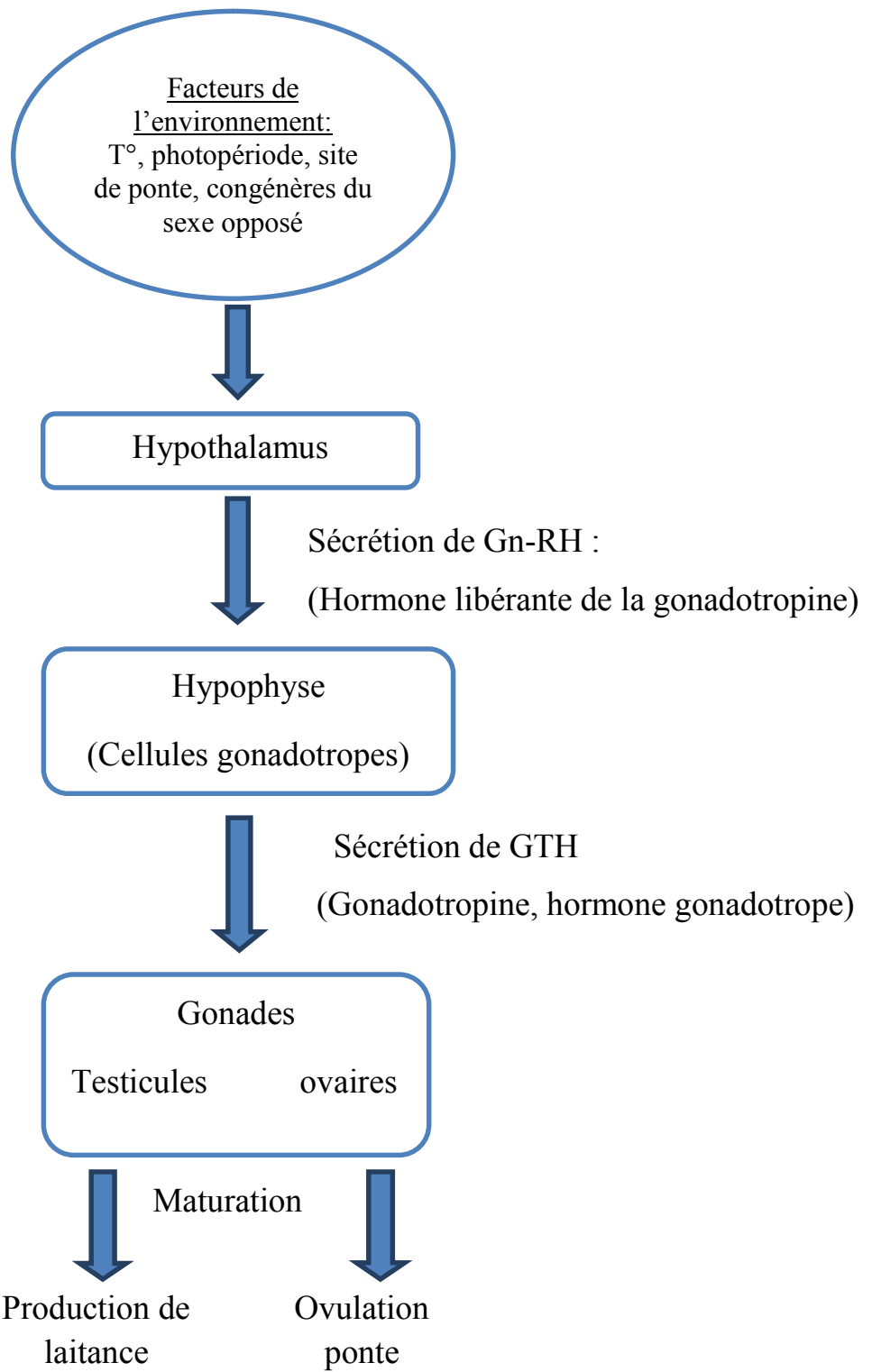


Fig.23: Physiologie de la reproduction chez les poissons. Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (SCHLUMBERGER, 2002).

9.1.6. Les modes de reproduction: (FAO, 2003)

On distingue trois modes de reproduction:

9.1.6.1. Reproduction naturelle:

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

9.1.6.2. Reproduction semi-naturelle:

Les poissons (en général seulement les femelles) reçoivent initialement une injection d'hormones, par exemple d'extrait de glande pituitaire, qui déclenche le processus de reproduction. Mâles et femelles sont ensuite rassemblés dans une zone de ponte spécialement préparée, par exemple un petit étang herbeux ou un enclos où la ponte a lieu. Les œufs fertilisés sont généralement recueillis puis élevés dans des conditions privilégiées, naturelles ou artificielles (FAO, 2003).

9.1.6.3. Reproduction artificielle:

Les femelles reçoivent une ou plusieurs injections de substances chimiques, destinées à contrôler la maturation finale des œufs au repos dans les ovaires. Dès que ces œufs sont parvenus à maturité, ils sont extraits du corps des femelles. Les mâles reçoivent aussi habituellement une injection. Les œufs sont fertilisés artificiellement avec le sperme des mâles et élevés dans des conditions contrôlées (FAO, 2003).

Méthodes de reproduction artificielle :

On distingue deux méthodes:

➤ La méthode humide:

Elle consiste à déposer les ovules et la laitance dans un récipient rempli d'eau. Mais cette méthode comporte plusieurs inconvénients :

- Les spermatozoïdes des poissons osseux immobiles dans la laitance ; dès le contact avec l'eau, ils exécutent des mouvements très vifs qui ne durent que quelques secondes puis s'immobilisent à nouveau.
- Les ovules gonflent à cause de l'entrée de l'eau par le micropyle ce qui provoque la fermeture de ce dernier et les spermatozoïdes ne pourront pas féconder l'ovule.

C'est pour cela que cette dernière est délaissée au profit de :

➤ **La méthode sèche (dite RUSS) :**

Elle consiste à mettre les produits génitaux dans un récipient vide (sec) après, on mélange et on ajoute de l'eau.

II. Matériels

et

méthodes

1. Présentation de la structure d'accueil :

➤ Le premier essai de reproduction artificielle s'est effectué au niveau de la pépinière horticole Garden située à la commune de Cheraga ; wilaya d'Alger.

Notre stage a été réalisé dans le cadre du développement de l'intégration de la pisciculture à l'agriculture.

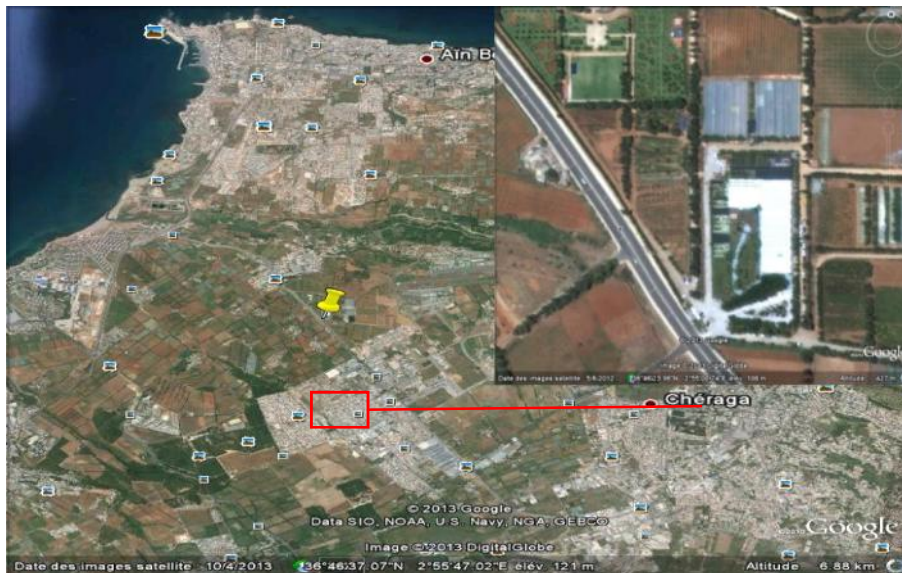


Fig.24 : Situation géographique de la pépinière Garden.

➤ Le Deuxième essai a été réalisé au sein de l'ENSSMAL située à Dely-Ibrahim ; wilaya d'Alger.



Fig.25 : Situation géographique de l'ENSSMAL.

2. Matériels :

2.1. Aquariums et bacs :

La pépinière Garden dispose de 5 aquariums munis de trop plein, trois petits aquariums de 100 litres et deux grands aquariums de 240 litres.



Fig.26 : Aquariums à la pépinière.

Au niveau de l'ENSSMAL nous avons utilisé une batterie d'aquarium et 2 bacs en polyéthylène muni d'un trop plein.



Fig.27 : Batterie d'aquarium.



Fig.28 : Bacs en polyéthylène.

2.2. Bassin en dur:

Au niveau de la pépinière Garden pour l'alevinage nous avons utilisé un bassin en béton d'environ 50 m².



Fig.29 : Bassin d'alevinage.

2.3. Bassin en fibre de verre :

Pour l'alevinage au niveau de l'ENSSMAL nous avons utilisé 3 bassins en fibre de verre de 2 mètre cube chacun.



Fig.30: Bassin en fibre de verre.

3. Géniteurs utilisés :

Tableau n°0 4 : Géniteurs utilisés.

Essai	Sexe	Marquage (files de différentes couleurs)	Taille (cm)	Poids (g)
1 ^{re} essai (géniteurs élevés au niveau de la pépinière Garden)	F	Rouge	42	1480
	F	Blanc	34	886
	F	Noir	40	1050
	F	Vert	43	1030
	M	Rouge	32	592
	M	Blanc	44	1400
	M	Noir	40	1000
2 ^{ème} essai (géniteurs issus de la ferme de Bouchaoui)	F	Rouge	23,4	247
	F	Blanc	37	657
	F	Noir	28	273
	M	Vert	33	333

4. Méthode utilisée :

4.1 . Pêche des géniteurs :

La pêche des géniteurs de la carpe koï (*cyprinus carpio carpio*) au niveau de la pépinière Garden a été réalisée à l'aide d'épuisettes (salabres).



Fig.31 : Pêche des géniteurs.

2^{ème} essai: Les géniteurs utilisés sont issus de la ferme d'élevage de poissons d'ornement connue sous le nom d'AMAR Bouchaoui.

4.2. Anesthésie :

L'anesthésie est couramment pratiquée pour faciliter la manipulation des poissons y compris celle des géniteurs.

Le produit anesthésique utilisé est le phénoxyéthanol à une concentration variant entre 0,1 ml/L à 0,5 ml/L (**Billard 1995**).

Vu la taille des géniteurs nous avons utilisé une concentration de 0,5 ml/l.

Précaution :

Les poissons doivent être retirés du bain anesthésiant dès qu'il y a perte d'équilibre et avant que ne s'arrêtent les mouvements respiratoires des opercules.

Afin de mieux surveiller individuellement les poissons il est préférable de n'anesthésier qu'un nombre limité d'individus chaque fois.

Le volume du bain sera de 5 à 10 fois le volume des poissons anesthésiés au même moment (**Billard 1995**).



Fig.32 : Anesthésie des géniteurs.

4.3. Sélection des géniteurs :

Le choix des géniteurs repose sur trois critères essentiels, la sélection a été faite selon la conformation du corps, l'état sanitaire et le poids.

La conformation : Le corps des géniteurs doit présenter une bonne apparence extérieure à savoir la forme et la couleur.

L'état sanitaire : les géniteurs ne doivent pas être blessés, et ne présenter aucune maladie.

Le poids : les géniteurs choisis doivent être de poids moyen pour faciliter la manipulation et pour éviter le traumatisme et le gaspillage de l'hypophyse.



Fig.33 : sélection des géniteurs.

4.4.Sexage :

La différenciation entre mâles et femelles est facile lors de la période de frai, elle a été réalisée en se basant sur les critères suivant :

Femelle mature :

- Ventre gonflé et bombé ;
- Papille génitale convexe ;
- Orifice génital rond et rosâtre se trouve au-dessus de la papille génitale ;
- Protubérance anale ;
- Ecoulement d'un liquide jaunâtre par l'orifice génital par légère pression abdominale.

Mâle mur :

- Corps (ventre) svelte ;
- Papille génitale concave ;
- Orifice génital en fente se situe derrière la papille génitale ;
- Expulsion de laitance par légère pression sur l'abdomen.



Fig.34 : Sexage.

4.5. Transport et adaptation :

Les géniteurs sélectionnés à Garden ont été transportés dans de grandes bassines remplies avec l'eau du bassin dans un véhicule de la pépinière vers le laboratoire d'aquaculture, puis ils sont stockés séparément selon leur sexe, dans les aquariums d'adaptation à une température de 24-25°C avec une aération en permanence.

Les aquariums d'adaptation sont équipés d'un système de filtration (de type filtre interne avec deux compartiment pour la filtration mécanique et biologique) et d'un système d'aération (pompe à air + diffuseur), ces deux système fonctionnés 24h/24 h pour permettre aux géniteurs de bénéficier d'une eau de bonne qualité.



Fig.35 : Transport des géniteurs au niveau de la pépinière.

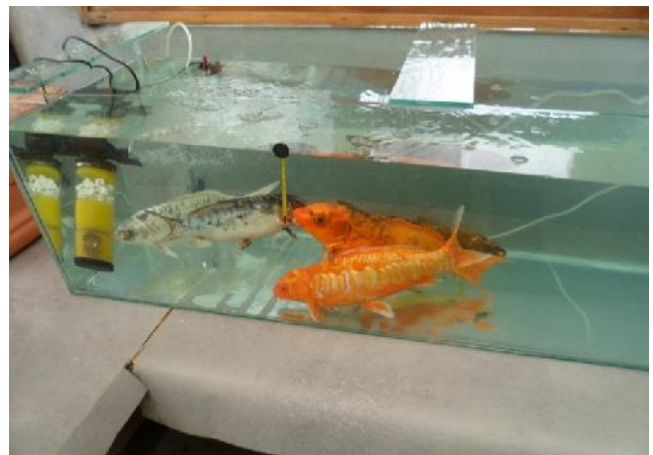


Fig.36: Stockage et adaptation au niveau de la pépinière.

Les géniteurs issus de la ferme de Bouchaoui ont été transportés vers les aquariums d'adaptation du laboratoire d'aquaculture de l'ENSSMAL dans un grand sac en plastique à l'intérieur d'un bac en polystyrène.



Fig.37 : Transport des géniteurs issus de la ferme de Bouchaoui.



Fig.38 : Adaptation des géniteurs à l'ENSSMAL.

4.6. Contrôle pondéral :

La détermination du poids va nous permettre de connaître la quantité d'hypophyse a injecté. Pour la pesée de nos géniteurs nous avons utilisé une balance électronique de marque *Philips*® Type *HR 2385/A* (5Kg max, d=1g).

Nous avons mesuré la longueur totale des poissons à l'aide d'un ichtyomètre.



Fig.39 : Mesure du poids.



Fig.40 : Mesure de la taille.

4.7. Marquage :

Pour identifier facilement les géniteurs divers modes de marquage sont employés : Tatouage, Cryomarquage, Files de différentes couleurs ...

Dans notre cas l'identification a été faite par l'utilisation des files de différentes couleurs.

4.8.Détermination de l'état de maturation des ovaires :

Pour déterminer l'état de maturation des ovaires il faut déterminer la position du noyau (l'état de migration de la vésicule germinative ; central ou périphérique) des ovocytes et pour cela on passe par les étapes suivantes :

4.8.1. Préparation du liquide de SERRA :

Le liquide de SERRA est rajouté aux ovocytes prélevés pour permettre la transparence de leurs coquilles. Il est obtenu en mélangeant 6 volumes d'alcool à 95° (éthanol) et 3 volumes de formol et 1 volume d'acide acétique.

4.8.2. Prélèvement des ovocytes :

Le prélèvement des ovocytes a été réalisé à l'aide d'un tuyau à air fin inséré via l'orifice génital des femelles. On aspire ainsi quelques ovocytes. Pour chaque femelle, un échantillon d'ovocyte est prélevé et mis dans une boîte de pétri contenant le liquide de SERRA.

Après 5-10 minutes, les ovocytes deviennent translucides, et la vésicule germinative (noyau de l'ovule) devient visible par transparence (loupe binoculaire).

Le noyau de l'ovule migre progressivement du centre vers la périphérie de la cellule au fur et à mesure de la maturation finale.

Ce n'est qu'aux stades 3-4 que l'injection hormonale est efficace chez les femelles et provoque l'émission d'ovules fécondables.



Fig.41 : Prélèvement des ovocytes.



Fig.42 : Préparation du liquide de SERRA.

4.9. Traitement hormonal :

La technique la plus utilisée en pratique pour l'induction de l'ovulation et de la spermiation chez les carpes et les espèces voisines est l'hypophysation et consiste à la stimulation directe des gonades par des extraits hypophysaires broyés de carpes **EPC (Billard et Marcel, 1986)**.

Remarque :

Les géniteurs ne sont pas alimentés durant le jour qui précède et le jour de l'injection afin qu'il n'y ait pas d'accumulation de déchets dans l'aquarium et moins de contamination des gamètes lors du stripping.

4.9.1. Pesée de l'hypophyse :

L'hypophyse importée d'USA a été pesée sur une balance électrique de précision au niveau du laboratoire de l'ENSSMAL.

Nous avons pesés 3 fois 10 mg d'EPC.

EPC: Extrait pituitaire de carpe sous forme de poudre.

Au niveau de l'ENSSMAL nous avons utilisé des hypophysés complètes que nous avons broyées nous-même. Il est utile de savoir que le poids moyen d'une hypophyse est d'environ 3 mg.

4.9.2. Préparation de la solution hormonale :

L'EPC a été dilué dans de l'eau physiologique dans des flacons en verre de 5 ml pour obtenir une concentration finale de 5 mg d'EPC par flacon de 5 ml.



Fig.43: Préparation de la solution hormonale.

Fig.44: Glande hypophysaire complète.



4.9.3. Calcul des doses à injecter :

Les doses d'hypophyse injectées ont été calculées en fonction du poids de chaque géniteur.

➤ **Pour les femelles :**

La dose totale est de **3mg/kg** de poids vif de géniteur administrer en deux injections :

- Première injection : 1/10 de la dose totale.
- Deuxième injection : le reste de la dose.

Intervalle entre les deux injections : 240-300 degrés-heure, soit 12-15 heures à 20 °c (Perès, 1983 a ; Horvath et Coll., 1984).

➤ **Pour les mâles :**

1 mg/kg de poids vif en une seule injection lors de la **2^{ème}** injection des femelles.

L'injection des mâles peut aussi être administrée lors de la première injection des femelles, le maximum de spermiation se maintenant pendant 24 heures (**BILLARD R., 1995**).

4.10. Injection :

➤ **lieux d'injection :**

L'injection hormonale a été effectuée dans le muscle dorsal, à mi-chemin entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale. (**Méthode d'HUET 1970**)

Après anesthésie, nous avons injecté les femelles lentement suivant un angle de 45°. 2 à 3cm de la longueur de l'aiguille est enfoncé dans le muscle. La dose injectée pendant la première injection représente 1/10 de la dose totale.

Lors du retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin d'éviter le refoulement de la solution. (**Gilles et al., 2001 ; Janssen, 1985 in Ait ameur et Kassar, 2008**).



Fig.45 : Injection hormonale.

Chaque femelle est injectée de la même manière et sont remises soigneusement dans le bassin en évitant tout stress jusqu'à la deuxième injection après 240° heures.

On a pris le soin de noter sur un cahier de suivi l'heure effective de chaque injection.

Après la première injection la température est surveillée soigneusement, elle est mesurée à l'aide d'un thermomètre à mercure et pendant toute la nuit à un intervalle régulier d'une heure de temps.

L'heure de la première injection ainsi que les mesures de température nous ont permis de calculer le nombre des degrés-heurs accumulés pour déterminer le moment de la deuxième injection.

Après 240° C heure les femelles ont reçu la deuxième injection qui correspond à 9/10 de la dose totale. Les mâles sont parallèlement injectés. Tous les géniteurs sont remis dans les aquariums.

Un mâle (mâle rouge) a été injecté lors de la première injection des femelles pour avoir un volume de laitance suffisant et bien dilué.

Les doses hypophysaires injectées à chaque individu sont indiquées dans les tableaux ci-dessous :

- **Les femelles :**

Tableau n° 05 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque femelle de la pépinière Garden.

Géniteur	Poids (g)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse	
			1 ^{ère} injection (mg)	2 ^{ème} injection (mg)
Rouge	1480	42	0,44	4
Blanc	886	34	0,27	2,39
Noir	1050	40	0,32	2,84
Vert	1030	43	0,31	2,78

Tableau n° 06 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque femelle de l'ENSSMAL.

Géniteur	Poids (g)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse	
			1 ^{ère} injection (mg)	2 ^{ème} injection (mg)
Rouge	247	23,4	0,074	0,67
blanc	657	37	0,2	1,77
Noir	273	28	0,08	0,74

- **Les mâles :**

Tableau n°07 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque mâle de la pépinière Garden.

Géniteur	Poids (g)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse injectée (mg)
Rouge	592	32	0,6
Blanc	1400	44	1,4
Noir	1000	40	1

Tableau n° 08 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque mâle de l'ENSSMAL.

Géniteur	Poids (g)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse injectée (mg)
Vert	333	33	0,33

4.11. Suture de l'orifice génital :

Il est parfois nécessaire de procéder à la suture de l'orifice génital des femelles lorsque celle-ci sont d'une grande taille juste après la deuxième injection pour éviter toute perte d'œufs dans les bacs.

Dans notre cas la suture de l'orifice génital n'a pas été réalisée, parce que la taille des géniteurs femelles utilisée est moyenne et qu'on a surveillé constamment les géniteurs.

4.12. Fécondation artificielle :

4.12.1. Stripping:

L'ovulation se produit à 240-260 degrés-heures après la 2^{ème} injection (12 heures à 20°C).

➤ Prélèvement des ovules :

Après les avoir anesthésiés, les femelles sont placés une par une sur une table couverte d'une serpillière. Avant l'extraction des œufs il faut prendre le soin de sécher l'abdomen, la queue du poisson, ainsi que les mains du manipulateur à l'aide d'une serpillière douce.

Maintenir les femelles en position fortement incliné le ventre vers la table de manipulation, par une légère pression abdominale en posant les mains sur les deux flancs du poisson et en les trainant du côté antérieur vers le postérieur du corps les œufs s'écoulent, et sont recueillis dans une petite bassine en plastique sèche (méthode sèche).



Fig.46: Extraction des ovules.

➤ Prélèvement de la laitance :

Les spermatozoïdes sont récupérés de la même façon que chez les femelles et la laitance est directement verser dans la bassine contenant les ovules.



Fig.47: Extraction du sperme.

4.12.2. Mélange des gamètes :

On a utilisé la méthode sèche dite "Russ", qui consiste à mélanger les œufs et la laitance strictement à sec avant de rajouter l'eau ; le mélange se fait à l'aide d'une plume ou d'une cuillère en bois pendant 1 à 3 minutes pour s'assurer d'une bonne fécondation.



Fig.48: Mélange des gamètes.

4.12.3. Ajout de la solution fécondante :

La solution fécondante est un mélange de 30 grammes d'urée et 40 grammes de sel dans 10 litres d'eau. Elle a pour rôle de créer un gradient de concentration permettant l'ouverture des pores

des œufs et ainsi la pénétration des spermatozoïdes et ça grâce au sel, l'urée quant à lui joue le rôle d'un anti-inflammatoire (Woynarovich, 1980).

Après l'ajout de la solution on mélange l'ensemble avec une cuillère en bois ou une plume pendant 5 à 15mn.



Fig.49 : Ajout de la solution fécondante.

4.12.4. Elimination de l'adhésivité:

Chez plusieurs espèces, notamment chez la carpe, les œufs mûrs ont une enveloppe adhésive composée de glycoprotéines. C'est grâce à cette enveloppe que les œufs adhèrent à la végétation aquatique, ou aux objets, et se développent indépendamment les uns des autres. Les œufs qui ne sont pas encore mûrs ne possèdent pas cette enveloppe. Les "œufs secs" ne sont pas collants, puisqu'ils ne le deviennent qu'au contact de l'eau.

Pour éliminer l'adhésivité nous avons utilisés deux méthodes :

➤ Le lait :

Nous avons utilisés 1L de lait dilué dans 4l d'eau.

Après rinçage à l'eau pour éliminer la solution fécondante on verse sur les œufs un volume suffisant de solution pour les couvrir et l'ensemble est remué pendant 15 minutes. L'opération est répétée trois fois en renouvelant le lait.

Les œufs sont ensuite rincés 3 fois avec l'eau douce pour assurer une élimination totale de toutes traces de lait sur les œufs pour passer à l'incubation.



Fig.50: Elimination de l'adhésivité par le lait.

➤ **L'acide tannique :**

Solution de 5 g de tannin + 10 L d'eau

On a ajouté 1 volume de solution à 20 volumes d'œufs puis on a mélangé rapidement pendant 10 secondes et on a rincé immédiatement avec de l'eau pure deux fois, on a répété l'opération 3 fois. Les œufs sont ensuite déversés dans des aquariums pour l'incubation (**Woyanovich et Horvath, 1981 ; Horvath et coll., 1984**).

Après l'élimination de l'adhésivité, nous avons relevé le volume d'œufs et leur nombre (nombre d'œufs dans 1 ml ramené au volume de chaque ponte).

4.13. Traitement des œufs au vert de malachite:

Nous avons préparé une solution de vert de malachite à raison de 5 mg de vert de malachite par litre.

On verse la solution sur les œufs et on secoue pendant 5 à 10 minutes puis on rince 3 fois à l'eau pure.

Nous avons traité les œufs au vert de malachite pour prévenir l'apparition des champignons (saprolégnioses).

Un autre traitement est effectué pendant l'incubation.



Fig.51: Traitement des œufs au vert de malachite.

4.14. Incubation des œufs:

Après élimination de l'adhésivité les œufs sont mis en incubation dans des aquariums et bacs.

L'eau utilisée pour l'incubation doit être propre, bien oxygénée et la température a été réglée à 22-24°C.

L'incubation dure trois à cinq jours, respectivement à 20°C et 15°C, on voit apparaitre les yeux de l'embryon vers le troisième jour.

Remarque :

Le bon développement de l'œuf exige un environnement favorable, propre à l'espèce considérée:

- Une température adéquate de l'eau, proche des valeurs optimales ;
- Une bonne qualité de l'eau, riche en oxygène dissous et exempte de produits chimiques toxiques;
- Un renouvellement adéquat de l'eau pour assurer un bon approvisionnement en oxygène et l'évacuation des déchets; des perturbations réduites au minimum telles que chocs, bruits, secousses brusques ou courants d'eau violents;
- Une intensité lumineuse réduite et une protection contre la lumière du soleil ;
- Evitez les températures trop élevées, susceptibles de provoquer des déformations et un faible taux de survie des œufs; il est généralement préférable d'incuber les œufs plus lentement pour obtenir une meilleure qualité des larves.



Fig.52: Incubation des œufs dans des aquariums et des bacs.

4.15. Eclosion des œufs:

L'éclosion des œufs débute au 3ème jour de l'incubation et s'achève au 4ème jour.

Cette éclosion se fait dans des aquariums et des bacs à une température de **22 à 24C°**.

Remarque :

Dès que l'éclosion commence il faut un changement régulier de l'eau car il y a une forte production de l'ammoniaque due à la dégradation des coquilles des œufs écloses et des œufs non écloses.

5. Alimentation larvaire:

Après l'éclosion les larves se nourrissent exclusivement de leurs réserves vitellines pendant les 2 ou 3 premiers jours, au bout du troisième jour les alevins se nourrissent des coquilles des œufs écloses et non écloses.

La durée de la résorption vitelline est de 60 à 70 degrés-jour.

On commence à alimenter les larves au trois quart de la résorption du sac vitellin.

Deux jours après l'éclosion (résorption du sac vitellin au trois quart), nous avons transféré un certain nombre de larve dans des aquariums en eau verte.



Fig.54: Transfert des larves en eau verte.



Fig.55: Larve prête à s'alimenter.

Le reste des larves dans les aquariums d'incubation ont été alimenté tous les 2 heures avec du phytoplancton de 8h du matin jusqu'à 20h.



Fig.56: Distribution du phytoplancton.

Au troisième jour nous avons commencé à alimenter les larves avec du jaune d'œufs cuits dans l'eau. Le jaune d'œufs doit être dilué dans l'eau avant d'être distribué en petite quantité aux larves 4 fois par jour (deux jaunes d'œufs dans ½ litre d'eau).



Fig.57: Préparation du jaune d'œuf.



Fig.58: Distribution du jaune d'œuf.

Au quatrième jour nous avons commencé à alimenter les larves avec un aliment inerte (granulés que nous avons broyé à l'aide d'une moulinette à café).

Pour une bonne croissance, les larves doivent être alimentées tous les 2 heures.



Fig.59: Distribution d'aliment inerte.

Remarque :

Après 20 mn de la distribution d'aliment (jaune d'œufs et aliment inerte) il faut prendre le soin de changer environ la moitié du volume d'eau de l'aquarium pour garder une eau de bonne qualité.

6. Premier alevinage :

➤ Fertilisation des bassins :

Pour d'optimiser la survie des larves, le début de la mise en eau des bassins d'alevinage intervient au moment de la ponte des poissons. De cette façon le rythme biologique de l'étang est synchronisé avec celui des larves. Celles-ci sont donc introduites dans un environnement riche en phytoplancton et en rotifères et où les copépodes n'ont pas eu le temps de se développer en quantité pénalisante.

Les bassins sont fertilisés par l'ajout de bouts d'herbe sèche, du fumier animal (environ 500g par m²) ainsi que de microalgues, afin de permettre le développement du phytoplancton et du zooplancton qui servira de nourriture pour les larves.

➤ Transport des larves :

Dès que les larves sont aptes à s'alimenter (larves à vésicule résorbée), elles sont transportées vers les bassins fertilisés pour le premier alevinage qui dure au maximum 3 à 4 semaines.

1^{er} essai : la mise en charge pour le premier alevinage était d'environ 10.000 larves dans le bassin en béton fertilisé uniquement avec le fumier animal.

2^{ème} essai : nous avons utilisé 3 bassins en fibre de verre pour le premier alevinage.

La mise en charge est de 500 larves/m² (1000 larves/ bassin).

Le frai stocké à forte densité, élimine ou réduit rapidement la nourriture naturelle disponible. Par conséquent, pour assurer le renouvellement constant et suffisant de la nourriture naturelle, 30 à 50 g de fumier doivent être déversés dans les bassins de premier alevinage, tôt le matin, tous les 3–4 jours, après leur mise en charge.

Après une semaine d'alevinage, il faut alimenter les alevins avec de la nourriture artificielle riche en protéine, donnée sous forme de farine finement moulue.

L'alevin âgé de 3–4 semaines devrait atteindre 2,5 à 3 cm de long. Pour le maintenir davantage en alevinage, le stock doit être réduit (50%) c'est le second second alevinage (**Woyanovich, 1980**).



Fig.60: Comptage des larves.



Fig.61: Transfert des larves dans les bassins de premier alevinage (ENSSMAL).



Fig.62: Transfert des larves dans le bassin de premier alevinage (Garden).

7. Deuxième alevinage :

Après 1 mois d'élevage les alevins ont été pêchés, comptés et leurs tailles ont été mesurées.

Les bassins qui ont servis pour le premier alevinage ont été vidés, nettoyés et fertilisés pour servir au deuxième alevinage.

Pour le deuxième alevinage la mise en charge est de 200 alevins/bassin.

Les alevins doivent être alimentés 3 à 4 fois par jour avec de l'aliment inerte riche en protéine.

Durant le premier et deuxième alevinage, l'eau des bassins est renouvelée chaque semaine à raison de 10 à 20% du volume totale.

Le deuxième alevinage dure 3 à 4 mois (**BILLARD R., 1995**).

Remarque :

Le deuxième alevinage n'a été réalisé qu'au niveau de l'ENSSMAL.



Fig.63: Deuxième alevinage (ENSSMAL).

III. Résultats
et
discussions

1. Maturation des gonades:

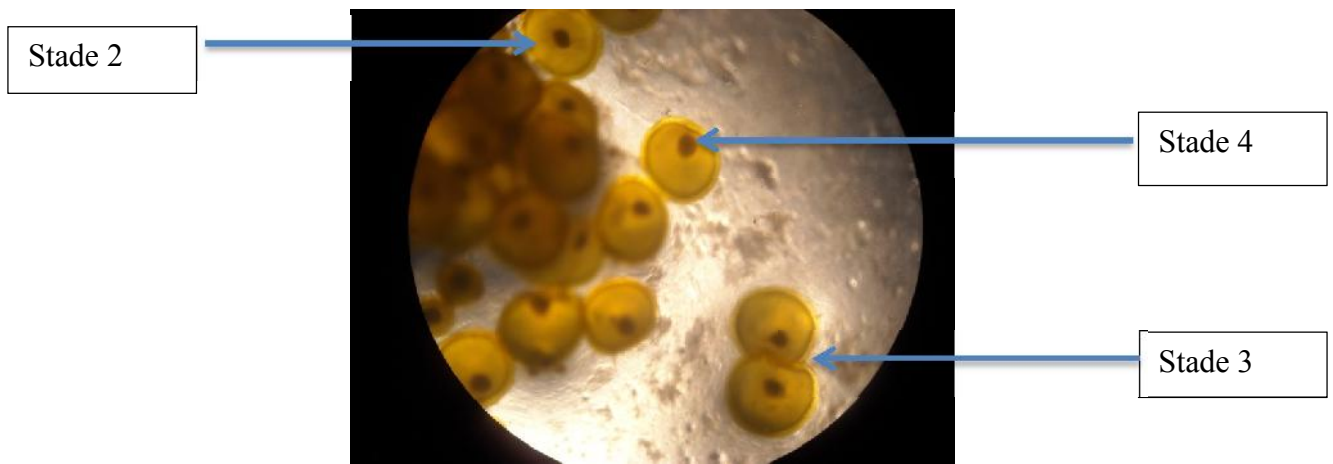


Fig.63: Ovocytes à différents stades de maturation.

Après l'observation à la loupe binoculaire nous avons noté que les ovocytes étaient à différents stades de maturation (stade 2, 3, 4); ceci peut être expliqué par la maturation ovarienne asynchrone chez la carpe, faite de vagues successives d'ovocytes, et la ponte est de ce fait fractionnée (BRUSLE, QUIGNARD, 2001).

2. Réponse à la stimulation hormonale:

1^{er} essai :

Tableau n°08: Réponse des mâles et des femelles de *Cyprinus carpio carpio* à la stimulation hormonale après la deuxième injection.

Sexe	N° d'ordre	Marquage	Poids (g)	2 ^{ème} injection hypophysaire (mg)	Réponse
Femelle	01	Rouge	1480	4	+
	02	Blanc	886	2,39	-
	03	Noir	1050	2,84	+
	04	Vert	1030	2,78	+
Mâle	01	Rouge	592	0,6	+
	02	Blanc	1400	1,4	+
	03	Noir	1000	1	+

Sur les quatre femelles injectées, trois ont répondu favorablement à la stimulation hormonale soit un taux de réussite de 75%.

Tous les mâles ont répondu favorablement à la stimulation hormonale.

2^{ème} essai :

Tableau n°09: Réponse des mâles et des femelles de *cyprinus carpio carpio* à la stimulation hormonale après la deuxième injection.

Sexe	N° d'ordre	Marquage	Poids (g)	2 ^{ème} injection hypophysaire (mg)	Réponse
Femelle	01	Rouge	247	0,67	+
	02	Blanc	657	1,77	+
	03	Noir	273	0,74	+
Mâle	01	Vert	333	0,33	+

Tous les géniteurs ont répondu favorablement à la stimulation hormonale soit un taux de réussite de 100%.

Ces résultats peuvent être expliqués :

Par l'état de maturation sexuelle des géniteurs ;

Par les faibles densités de géniteur par aquarium ;

Par les bonnes conditions de maintien des géniteurs.

3. Estimation de la production des œufs:

Estimation du nombre d'œuf par la méthode théorique :

D'après l'équation suivante:

1Kg de poids vifs de poisson \longrightarrow 150.000 ovules

1Kg d'œufs \longrightarrow 750.000 œufs (BILLARD, 1995).

Nous avons calculé théoriquement le nombre d'ovules de chaque femelle.

1^{er} essai :

Tableau n°10: Calcul du nombre d'œufs produit par chaque femelle de poisson.

Sexe	N° d'ordre	Marquage	Poids vifs (g)	Quantité de gamètes (g)	Nombre d'ovules
Femelle	01	Rouge	1480	296	222.000
	02	Blanc	886	–	–
	03	Noir	1050	210	157.500
	04	Vert	1030	206	154.500
Somme			712	534.000	

2^{ème} essai :

Tableau n°11: Calcul du nombre d'œufs produit par chaque femelle de poisson.

Sexe	N° d'ordre	Marquage	Poids vifs (g)	Quantité de gamètes (g)	Nombre d'ovules
Femelle	01	Rouge	247	49,4	37050
	02	Blanc	657	131,4	98550
	03	Noir	273	54,6	40950
Somme			235,4	176550	

Estimation du nombre d'œufs par la méthode volumétrique:

1^{er} essai:

Nous avons calculé le nombre d'œufs pour uniquement deux femelles.

La femelle marquée avec du fil rouge:

Le volume d'œufs est de 925ml.

1ml \longrightarrow 213 œufs

La femelle marquée avec du fil rouge a donnée **197.025 œufs.**

La femelle marquée avec du fil noir:

Le volume d'œufs est de 600 ml.

1 ml \longrightarrow 290 œufs

La femelle marquée avec du fil noir a donnée **174.000 œufs.**

2^{ème} essai:

Nous avons calculé le nombre d'œufs pour les trois femelles à la fois.

Le volume d'œuf total obtenu est de 485ml.

1 ml \longrightarrow 223 œufs

Au 2^{ème} essai nous avons obtenu **108.155 œufs**.

4. Condition d'incubation:

1^{er} essai :

Tableau n° 12 : Paramètres d'incubation des œufs de la carpe koï dans les aquariums.

Date	T (°C)	O ₂	PH	NH ₄
08/05/2013	25	Aération en permanence	8	Apparition de mousse juste après l'éclosion
09/05/2013	24			
10/05/2013 (début d'éclosion).	23			
11/05/2013	21			

2^{ème} essai :

Tableau n° 13 : Paramètres d'incubation des œufs de la carpe koï dans les bacs.

Date	T (°C)		O ₂	PH	NH ₄
	Bac 1	Bac 2			
16/05/2013	23	22,2	Aération en permanence	7,5	Apparition de mousse juste après l'éclosion
17/05/2013	25,8	24,4			
18/05/2013	21,5	21,6			
19/05/2013 (début d'éclosion)	24,9	23,5			

5. Développement embryonnaire:

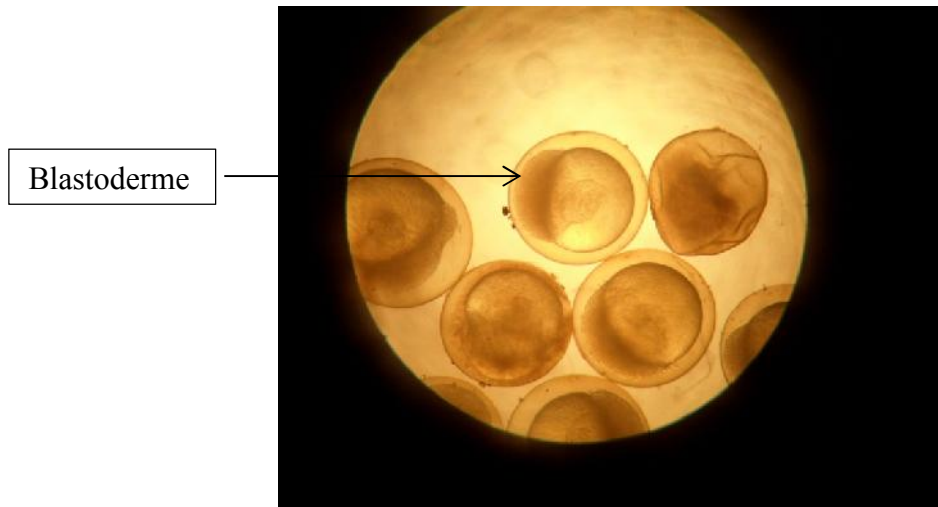


Fig.64 : Embryon au stade morula (phase finale).

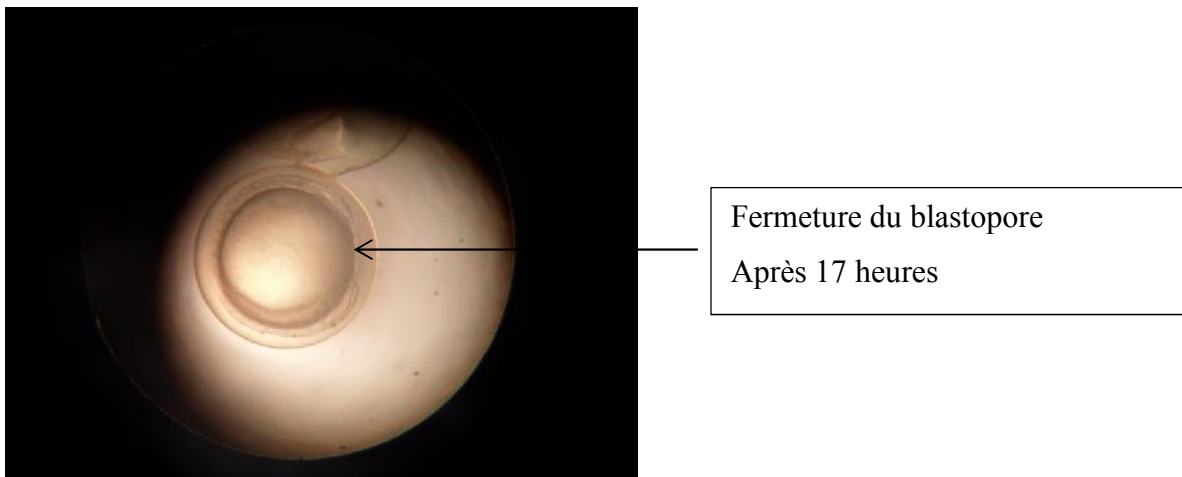
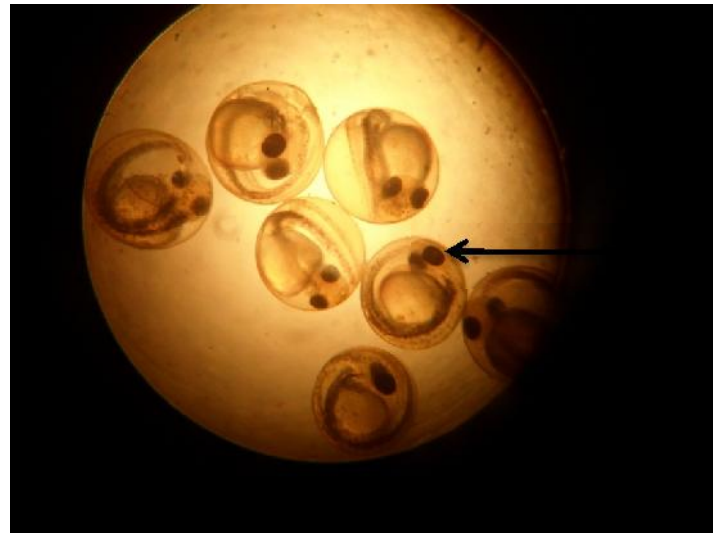


Fig.65: Embryon au stade gastrula (le pôle animal envahit la surface du vitellus jusqu'à la fermeture du blastopore).



Fig.66: Œufs embryonnés (après 45 heures).



Yeux noir foncé

Fig.67 : Œufs prêt à éclore (après 64 heures).

6. Eclosion des œufs:

L'éclosion a débuté après 3 à 4 jours d'incubation. L'éclosion s'étale sur une durée de 12 heures.

Les larves à l'éclosion mesurent 5 à 6 mm.

Au début, pendant 1,5 j, une partie des larves s'attachent aux parois des aquariums ; les autres reposent simplement sur le fond. Elles s'en détachent ensuite et pendant, à nouveau 1,5 j, nagent librement et viennent en surface où elles opèrent une prise d'air pour le remplissage de la vessie gazeuse. A ce stade elles peuvent prendre de la nourriture et être mises en élevage.

La respiration des larves s'opère par diffusion, à travers des veines élargies localisées près du sac vitellin (**WOYNAROVICH, 1980**).

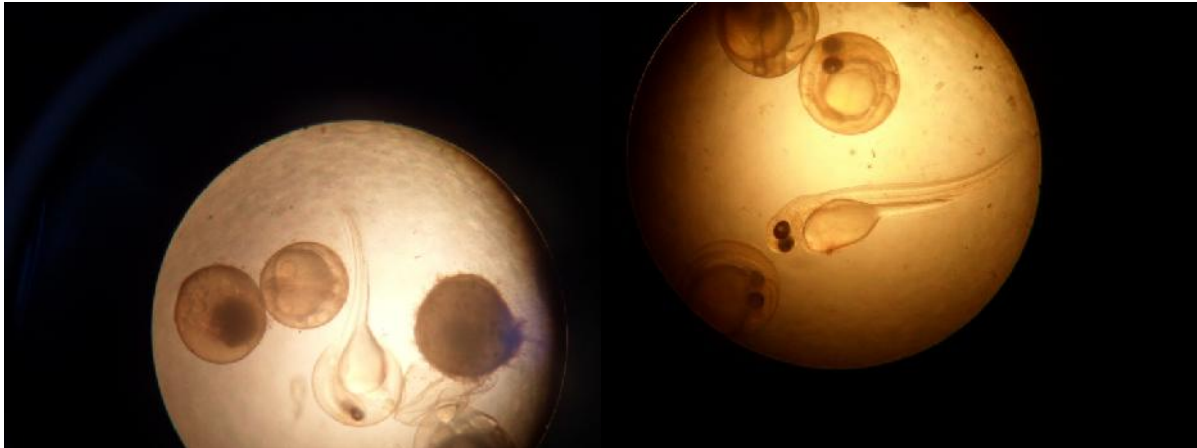


Fig.68: Eclosion après 3 jours d'incubation.

7. Le taux d'éclosion :

Pour estimer le taux d'éclosion nous avons mis en incubation 100 œufs dans un petit aquarium de 20 litres.

Sur les 100 œufs, 88 œufs ont éclos donc le taux d'éclosion est de:

Taux d'éclosion= $88 \times 100/100 = 88\%$.

Remarque :

Nous avons estimé le taux d'éclosion uniquement au niveau de l'ENSSMAL.

Les œufs ont été incubés dans les mêmes conditions que celles des bacs d'incubation.

Le taux d'éclosion à l'ENSSMAL est de 88%.

A Garden nous avons obtenu beaucoup d'œufs non éclos, ceci peut être expliqué par :

Les œufs blanchâtres (œufs non fécondés ou avortés);

Colmatage et la précipitation des œufs sur le fond qui provoque l'asphyxie des œufs durant la phase d'incubation à cause de la carence des dispositifs tels que les bouteilles du Zoug qui les maintiennent en suspension ;

Blocage du développement embryonnaire ;

Apparition des champignons (saprolégnioses) sur les œufs blanchâtres qui ont contaminés les œufs sains ;

L'origine des géniteurs.

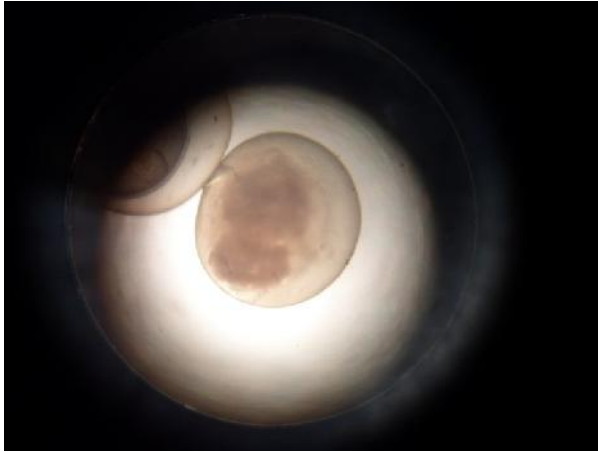


Fig.69: Œuf bloqué.

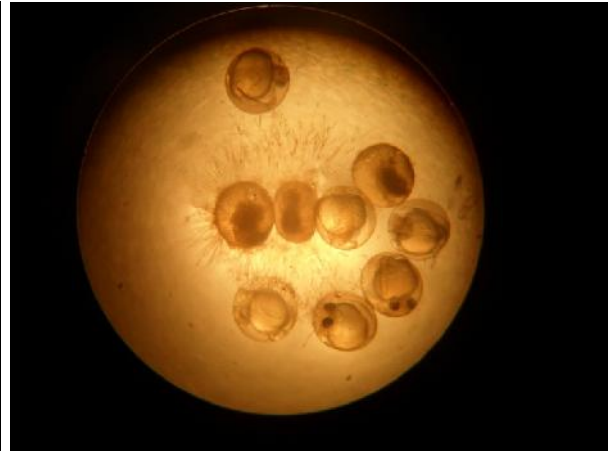


Fig.70: Œufs attaqués par Saprolegnia.

8. Taux de survie après le premier alevinage:

Après 1 mois d'élevage nous avons pêché les alevins à l'aide d'épuisette pour calculer le taux de survie au premier alevinage et mesurer la taille des alevins.

Bassin 1:

Dans le premier bassin nous avons pêché 680 alevins donc le taux de survie est de 68%.

Bassin 2:

Le taux de survie est de 22%.

Bassin 3 :

Le taux de survie est de 38,4%.

Le taux de survie au premier alevinage obtenue au niveau de l'ENSSMAL est de 42,8%.

Le taux de survie obtenue au premier alevinage était satisfaisant comparativement aux résultats obtenus par **BILLARD.R (1995)** qui sont de 35 et 60%.



Fig.71: Les alevins après 1 mois d'élevage.

9. Etude de la croissance des alevins :

Nous avons mesuré la taille des alevins après 1 mois, 2 mois et après 3 mois d'élevage.

Tableau n° 14: Mesure de la longueur des alevins après 1 mois d'élevage.

Numéro d'ordre	Longueur (cm)
1	3,6
2	2,7
3	2,4
4	2,2
5	2,4
6	2
7	2,2
8	2,6
9	2,7
10	2,2
11	1,9
12	2,4
13	2,6
14	1,8
15	2,3
16	2,4
17	2,3
18	1,7
19	1,6
20	1,4

Tableau n° 15: Mesure de la longueur des alevins après 2 mois d'élevage.

Numéro d'ordre	Longueur (cm)
1	5
2	4
3	3,5
4	4,5
5	4
6	4,6
7	4,5
8	4
9	4,3
10	3,7
11	4
12	3,5
13	4,8
14	3,8
15	5,6

Tableau n° 16: Mesure de la longueur et du poids des alevins après 3 mois d'élevage.

Numéro d'ordre	Poids (g)	Longueur (cm)
1	5	7,4
2	2	5,4
3	2	5,6
4	5	7,4
5	7	7,9
6	5	7,7
7	3	6,2
8	4	7,4
9	2	5,8
10	1	5
11	4	7,4
12	3	6,4
13	2	6,2
14	3	5,9
15	2	5,7



Fig.72 : Mesure de la longueur des alevins après 1 mois, 2 mois et 3 mois d'élevage.

A partir de la lecture des tableaux ci-dessus nous remarquons :

Qu'il y'a une variation importante dans la longueur et le poids des alevins du même âge (hétérogénéité dans la croissance) ;

Que Les alevins de même longueur n'ont pas toujours le même poids.

Ces résultats de la croissance peuvent être expliqué par :

La superficie des bassins utilisés pour l'alevinage (bassin très petits) ;

L'apparition d'alevin plus opportuniste que d'autres ;

La qualité de l'aliment utilisé.

Discussion :

La croissance des alevins à l'issue du premier alevinage était assez satisfaisante (2,4 cm en moyenne) comparativement aux autres résultats obtenus par d'autres auteurs qui sont de 2,5 à 5 cm en 3 à 5 semaines d'alevinage d'après **BILLARD.R(1995)**.

La croissance des alevins au deuxième alevinage était faible (entre 5,4 cm et 7,9 cm) comparativement à la croissance obtenue par d'autres auteurs (**BILLARD R., 1995**) qui est de 10 à 12 cm pour un poids de 15 à 20g en 3 à 4 mois d'élevage.

Le ralentissement de la croissance au deuxième alevinage peut être expliqué par :

La petite taille des bassins d'alevinage ;

La densité élevée des alevins dans les bassins (100 alevins /m² au lieu de 20 alevins /m² selon **BILLARD.R(1995)**;

La qualité de l'aliment utilisé ;

Le manque de suivi de l'alevinage (changement d'eau, fertilisation, alimentation journalière...).

Conclusion :

La croissance des Koïs dépend entièrement de leur environnement. Elle est influencée par la superficie du bassin, la température, la densité de population et l'alimentation des poissons.

La croissance des Koïs varie selon les individus, ce qui rend parfois délicate l'estimation de leur âge.

Les alevins de la carpe koï ne grandissent pas très bien dans les bassins artificiels filtrés en raison d'un manque de nourriture naturelle et son vulnérables aux polluants en particulier les nitrites.

La connaissance du mode de vie, la physiologie, la maîtrise de la reproduction, l'alimentation de l'espèce élevée sont les clefs d'une croissance maîtrisée.

IV. Conclusion

Conclusion :

Dans le cadre de la réalisation de notre mémoire, nous avons suivi deux stages pratiques (le premier à la pépinière horticole Garden, le deuxième au niveau de l'ENSSMAL).

Ces stages nous ont permis d'acquérir des connaissances sur la biologie de la carpe koï et la maîtrise de tous les processus de la reproduction artificielle de ce poisson d'ornement.

Le taux de réussite obtenu à l'issue du deuxième stage était satisfaisant (82%) comparativement aux autres résultats obtenus par d'autres auteurs qui peuvent aller jusqu'à 95% d'après : **(BILLARD R., 1995)**.

Un minimum de rigueur est nécessaire pour la réussite des opérations de reproduction. La tenue de «fiches d'écloserie » est impérative ; ces documents représentent la « mémoire » des opérations effectuées permettant d'améliorer la technique progressivement.

L'élevage de la carpe koï est rendu possible en Algérie à l'échelle industrielle par la maîtrise de la reproduction artificielle et la disponibilité d'infrastructures nécessaires à la pratique de cette activité (bassin, écloserie...) et un bon matériel (nourriture, hypophyse, incubateurs...).

La maîtrise de la reproduction artificielle est la solution pour en finir avec l'importation lourde et coûteuse des poissons d'ornement et permettra aussi d'éviter les risques de transferts d'entités pathogènes.

Bibliographie

Bibliographie :

- Babiker M. M., 1984.** Aspects of the biology of the catfish *Clarias lazera* (Cuv. & Val.) related to its economic cultivation. *Hydrobiologia*, 110, p. 295-304.
- Barnabé G., 1991.** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. Ed. Lavoisier, Paris (France), 520p.
- Benech, V., G.G. Teugels & G. Gourene – 1993.** Critère pratique pour distinguer deux poisson-chats africains, *Clarias anguillaris* et *C. gariepinus* (Siluriformes: Claridae). *Cybium* 17 (1): 83-85.
- Biallard R., 1995.** Les carpes : Biologie et élevage. Ed. INRA, Paris (France), 387p.
- Biallard R., 2005.** Introduction à l'aquaculture. Ed. Lavoisier, Paris (France), 235p.
- Breton B., Fostier A., Jalabert B., Weil C., 1980.** Apport des connaissances fondamentales au contrôle du cycle reproducteur des poissons d'étang : Limites et perspectives in Billard R., la pisciculture en étang. Ed. INRA, Paris (France), p. 149-161.
- Bruslé J., et Quignard J.P., 2004.** Les poissons et leur environnement : Ecophysiologie et comportements adaptatifs. Ed. Lavoisier. Paris (France), 1522p.
- Chebel F. et Khouas B., 2009.** Expérimentations sur la reproduction artificielle du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). Mémoire d'ingénieur, ENSSMAL, 52p.
- De Grraf G., Janssen J., 1996.** Artificial reproduction and pond rearing of the african catfish, *Clarias gariepinus* un sub-Saharan Africa. *FAO fisheries technical paper 362*, FAO, Rome (Italie), 100p.
- Ducarme C. et Micha J.C., 2003.** Technique de production intensive du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*, *Tropicultura*, 21,4 : p189-198.
- FAO, 2012.** La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO, Rome (Italie), 241p.
- Gilles S., Dugué R., Slembrouck J., 2001.** Manuel de production d'alevins du silure africain, *Heterobranchus longifilis*. Ed. Maisonneuve et Larose, Paris (France), 128p.
- Hossain M.A.R., Beveridge M.C.M., Haylor G.S., 1998.** The effects of density, light and shelter on the growth and survival of African catfish (*Clarias gariepinus* Burshell, 1882) fingerlings. *Aquaculture*, 160, p. 251-258.
- Imorou Toko I., 2007.** Amélioration de la production halieutique des trous traditionnels à poissons (whedos) du delta de l'Ouémé (sud Bénin) par la promotion de l'élevage des poissons-chats *Clarias gariepinus* et *Heterobranchus longifilis*. Thèse de doctorat, FUNDP, 186p.
- Janssen J., 1985.** Elevage du poisson-chat africain *Clarias lazera* (Cuv. & Val., 1840) en république Centrafricaine : 1. Reproduction artificielle. Bangui, FAO/GCP/CAF/007/NET, Document technique No. 20,100p.
- Kaiser H., Weyl O., Hecht T., 1995.** The effect of stocking density on growth, survival and agonistic behaviour of african catfish. *Aquaculture international*, 3, p. 217-225.
- Lacroix E., 2004.** Pisciculture en zone tropicale. Ed. GFA Terra Systems, Hamburg, 225p.

Le Berre M., 1989. Faune du Sahara : poissons, amphibiens, reptiles. Tome 1. Ed. Chaubaud, France, 332p.

Legendre M., Linhart O., Billard R., 1996. Spawning and management of gametes, fertilized eggs and embryos in siluroidei. *Aquat. Living Resour.*, 9 (hors-série), p. 59-80.

Legendre M., Teugles G.G., 1991. Développement et tolérance à la température des œufs de *Heterobranchus longifilis*, et comparaison des développements larvaires de *H. longifilis* et de *Clarias gariepinus* (Teleostei, Clariidae). *Aquatic living resources*, 4, p. 227-240.

Lévêque C., Bruton M.N., Ssentongo G.W., 1988. Biologie et écologie des poissons d'eau douce Africains, Ed. ORSTOM, Paris (France), 508p.

Lévêque C., Paugy D. et Teugles G.G., 1990. Faune des poissons d'eau douce et saumâtres d'Afrique de l'ouest. Ed. ORSTOM, Paris (France), 902p.

Lévêque C., Paugy D., 1999. Les poissons des eaux continentales africaines : diversité, écologie, utilisation par l'homme. Ed. IRD, Paris (France), 521p.

Micha J-C., 1976. Synthèse des essais de reproduction, d'alevinage et de production chez un silure africain : *Clarias lazera* Val. *Bulletin Français de pisciculture*, 256, p. 77-87.

Proue O., 1974. La mer : Volume 8. Ed. Grange BATELIERE, Paris (France), 2060p.

Rukera Tabaro S., Micha J.C., Ducarme C., 2005. Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *Tropicultura*, 23, 4, p. 231-244.

Schlumberger O., 2002. Mémento de pisciculture d'étang. 4^{ème} édition, Ed. Cemagref, Montpellier (France), 238p.

Teugles G., 1986. A systematic revision of the African species of the genus *Clarias* (Pisces : Clariidae). Ed. Annales Musée Royal de l'Afrique Centrale, 247, p 1-199.

Vandecan M., Diallo A., Melard C., 2011. Effect of feeding regimes on growth and survival of *Clarias gariepinus* larvae : replacement of Artemia by a commercial feed. *Aquaculture Research*, 42 : p. 733-736.

Sites internet :

Fishbase, 2009 : <http://www.fishbase.org/summary/SpeciesSummary.cfm?id=1934>

Fao, 2012 : <http://www.fao.org/fishery/species/2982/en>

Annexe I

Description des variétés de la carpe koi.

Kohaku : Le Kohaku est un poisson qui a une couleur de fond Shiroji (Blanc) et pas Platinum (Platine), il a de grandes taches Hi (Rouge) réparties sur le corps.

Son corps a un reflet mat et pas métallique.

Sanke : Les Sanke sont des Koïs de couleur Shiro profond, avec des zones de couleurs Hi et le Sumi recouvrant la couleur de fond Shiroji.

Showa : Les Showa sont des Koïs noirs avec des zones de couleur Shiroji et des motifs Hi recouvrant le Sumi.

Tancho : Un Tancho doit avoir une marque bien ronde sur la tête et une complète absence de cette même couleur sur le corps.

Shiro Utsuri : Le Shiro Utsuri est un poisson bicolore, avec une couleur de base noire et de grandes marques blanches.

Bekko : Les Bekko sont des Koïs monochromes dont le corps est couvert de petites taches de Sumi,

Aka matsuba : La couleur du corps doit être Aka (Rouge) sans traces d'une autre couleur. Le dessin présent sur les écailles doit donner l'aspect réticulé au dos du poisson, Il a l'aspect d'une pomme de pin.

Asagi : Les Asagi sont des koïs avec un motif bleu réticulé sur le dos, (en forme de filet) accentué par des zones de couleur Hi sur les plaques branchiales, les nageoires pectorales, le ventre, la queue, et parfois autour de la nageoire dorsale.

Shusui : Un Shusui classique a la tête blanche, le ventre et les ouïes rouge orange et le dos bleuté avec une rangée de grandes écailles de part et d'autre du dos.

Koromo : Un poisson de la famille des Goromo (ou koromo) a un pattern qui ressemble à celui du Kohaku, du Showa ou du Sanke. La différence est que les marques Hi sont recouvertes d'écailles avec un centre rouge et une couronne soit Ai (Indigo) soit Sumi (Noir).

Ghoshiki : Les Ghoshiki sont des koi avec une couleur de base Shiro (blanche) avec des liserés noir et bleu sur le bord des écailles. Des taches Hi viennent se superposer à la couleur blanche.

Kujaku : Le Kujaku a un reflet métallique (Ogon), une couleur de fond platine et des marques Hi (Rouges) mais qui sont plutôt rouge- orange ou même jaune-orange.

Les écailles ont la marque Ai (Indigo) des Matsuba, ce qui donne un aspect réticulé au poisson.

Gin matsuba : Le plus important est la marque Ai présente sur les écailles principalement sur le dos, ce qui donne un aspect réticulé au poisson. Le reflet métallique argenté appelé Gin donne au blanc du poisson une couleur Platine (Platinum).

Ogon : Un Ogon est un poisson unicolore avec un fort aspect métallique. Les pectorales sont entièrement colorées.

Platinum : Appelé aussi Purachina, C'est un Koi métallique blanc (Métallique monocolore).

Hariwake : Le Hariwake est un poisson d'aspect métallique bicolore avec une couleur de fond Platinum et des marques Hi ou Yamabuki (jaune).

Yamato Nishiki : Le Yamato Nishiki a les couleurs du Sanke mais avec un reflet métallique et une couleur de base Platinum.

La variété Doitsu est maintenant appelée Heisei Nishiki et plus Doitsu Yamato Nishiki.

Les éleveurs qui ont fait des efforts pour améliorer les Nishikigoï pensent que c'était la plus belle variété qu'il était possible d'obtenir et ils l'appelèrent Yamato Nishiki.

Le Yamato Nishiki est le résultat du croisement entre un Sanke et un Platinum Ogon. A cause du fort éclat Platinum, le Sumi en provenance du Sanke est rarement important et profond sur le Yamato Nishiki.

Kin showa : Le Kin Showa a le même dessin (Pattern) qu'un Showa, des marques Hi et Sumi. Le croisement avec un Platinum a donné une couleur de fond Platine à la place du blanc, les marques Sumi sont affaiblies.

Kin ki utsuri : Le dessin Sumi du ki Utsuri est sous forme de grandes taches qui peuvent passer sous la ligne latérale.

A cause du reflet métallique Kin (or), le dessin Sumi est moins marqué, il est plutôt gris foncé.

Kikushui : Le Kikushui est Doitsu, la couleur de fond est Platinum, les marques varient entre Hi (Rouge) et Orenji (Orange).

Le reflet est métallique, il est bicolore, il n'y a pas de traces de Sumi sur le corps. Les écailles du dos n'ont pas de marques Matsuba.

Chagoi : Le Chagoi est un poisson unicolore sans éclat métallique. Sa couleur peut être couleur "thé" pour le Chagoi, verdâtre pour le Midorigoï et bleu gris pour le Soragoï.

Oshiba shigure : Est un Koï à deux couleurs avec des dessins bruns clairs et gris bleus, c'est ce que les éleveurs ont appelé « Oshiba shigure ».

Benigoi : La seule couleur doit être un rouge très profond, les nageoires pectorales ne peuvent pas avoir de blanc, elles doivent être entièrement rouges.

Kigoi : Le Kigoi est un poisson entièrement jaune, d'un jaune assez vif, il ne présente aucune autre couleur.

Karasugoi : Le Karasugoi est un Koï entièrement noir, sans trace de blanc.

Kumonryu : Le Kumonryu est Doitsu, il a une couleur de base blanche et de très grandes marques Sumi.

La tête doit être blanche.

Annexe II

Lexique des termes japonais.

Aï : Bleu

Aka : Rouge

Beni : Rouge orangé

Cha (thé) : Brun

Doitsu : Grosses écailles sur le dos

Gin : Argent

Goshiki : Koï à 5 couleurs

Hi : Rouge vif

Hikari : Koï métallique

Kage : Motif flou, ombré

Karasu (le corbeau) : Noir Corbeau

Ki : Jaune

Kin : Or

Kinginrin : Koï à écailles diamentées

Koromo : Motif 'enrobé' par un autre

Matsuba : Koï écaillé comme une pomme de pin

Midori : Vert

Nezumi : Gris

Nishikigoi: NISHI (ouest) - KI (pur / brut) - GOÏ (couleur)

Les premiers Nishikigoï étant apparus dans la région de Niigata, qui se trouve à l'ouest du Japon. Une traduction littérale pourrait être "Couleurs pures venant de l'ouest". Toutefois la traduction la plus utilisée du mot Nishikigoï est carpe colorée ou carpe brocart (Riche étoffe de soie brodée d'or ou d'argent).

Ogon: Or métallisé

Orenji : Orange

Pattern : Dessin ou motif formé par des Groupes d'écailles colorées.

Shiro : Blanc

Sumi (charbon de bois) : Noir

Tancho : Tâche circulaire sur la tête

Utsuri : Koï à reflets

Annexe III

Les variétés de la carpe koi en Photos.



Tancho Kohaku



Kigo



Kikushui



Kumonryu



Benigo



Shusui



Kujaku



Kin showa



Gin Matsuba



Platinum Ogon



Yamabuki Ogon



Shiro Utsuri



Goromo



Sanke



Ochiba chigure



Goshiki



Aka Matsuba



Karasugoi



Shiro Bekko



Kin ki utsuri



Hariwake



Showa



Kohaku



Asagi



Chagoi

Yamato Nishiki

Heisei Nishiki

(Photos Aquatechnobel)