

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



Mémoire de
MASTER PROFESSIONNEL

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

Thème

**Essai de la Reproduction artificielle et du suivi
larvaire des deux espèces de la famille des cyprinidés :
« Cyprinus Carpio » et « Carssius Auratus »**

Présenté par : FAHIMA Nouredine

Soutenu publiquement
Le : 14/09/2019

Devant les jurys

Mme	SALHI .N	Pr.	Président	UKM Ouargla
Mme	FERHATI. H	(MA) A	Encadreur	UKM Ouargla
M.	GUEZZI. R	(MC) B	Examineur	UKM Ouargla

Année universitaire 2018/2019

REMERCIEMENTS

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

✍ Mes sincères remerciements s'adressent en seconde lieu à Madame **FERHATI. H** (M.A.A ; Département de S.N.V- U.K, M.O), qui m'a honoré d'être mon promotrice, et de m'avoir encadré, orienté, aidé et conseillé.

✍ Je souhaite exprimer ma gratitude à Madame **SALHI NESRINE**, Professeur à l'Université **KASDI-Merbah**, Ouargla ; pour l'intérêt qu'il a porté à mon travail, en acceptant de présider le jury de ma soutenance.

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

✍ Je souhaite exprimer mes reconnaissances à Monsieur **Saboundji Ahmed**, le chef de la station expérimental « **EL OURICIA Setif** », qui m'a fourni toutes les informations dans le stage pratique.

✍ Au terme de cette étude, je tiens à remercier également, Monsieur **ANNANE Rachid**, directeur du **CNRDPA** (Centre National de la Recherche et du Développement de la pêche et de l'Aquaculture), de m'avoir donné l'opportunité de réaliser cette expérience en mettant à ma disposition tout le matériel nécessaire.

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

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

Dédicace

✍ Je dédie ce mémoire

*✍ A mes très chers parents SAAD et LAAREM
que ALLAH me les garde et fasse qu'ils soient
toujours fières de moi.*

✍ A ma sœur et mes frères.

*✍ A Ma chère épouse Amel qui ma encourager
d'aller en avant et m'a donné tout son amour pour
reprendre mes études.*

✍ A mes enfants : Dalal, Adnan, et la petite Anfel.

✍ A Madame FERHATI Hadda, mon encadreur.

✍ A toutes mes amis.

*✍ A mes camarades de la section aquaculture
année 2019*

Noureddine

Table de matière

Titre	Page
Remerciement	
Dédicace	
Table des matières	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des tableaux annexe	
Les dés figure annexe	
Liste des acronymes	
Introduction général	01
I. Généralités	
I. 1. Historique	6
I. 2. Systématique	6
I. 2. 1. Poisson rouge	7
I. 2. 2. Carpe commune (<i>Cyprinus Carpio</i>)	7
I. 3. Morphologie et anatomie	8
I. 3. 1. Poisson rouge	8
I. 3. 1. 1. Morphologie externe	9
I. 3. 1. 2. Anatomie interne	10
I. 3. 2. Carpe commune	10
I. 3. 2. 1. Morphologie externe	11
I. 3. 2. 2. Anatomie interne	12
I. 4. Quelques caractéristiques originales de la biologie des cyprinidés	12
I. 5. Les cyprinidés et l'aquaculture	13
I. 6. Effets de la carpe commune sur la production des autres poissons	14
I.7. Biologie de la Reproduction des cyprinidés	14
1. 7. 1. Les différentes méthodes de la reproduction des cyprinidés	14
I. 7. 2. La fécondation et le développement embryonnaire et larvaire	17
I.8. Nutrition	18
I. 9. Elevage et culture annexes	18
I. 9. 1. Les Daphnie	18

I. 9. 1. 1. Reproduction des daphnies.....	18
I. 9. 1. 2. Elevage des daphnies.....	19
I. 9. 2. Elevage de L'artémia	19
I. 9. 3. Culture de l' <i>Azolla</i>	21
I. 9. 4. La lentille d'eau.....	22
II. Matériels et Méthodes	
II. 1. Prestation Des Structures D'accueil.....	24
II. 1. 1. la ferme Tixfish à Bordj Bou Arréridj.....	24
II. 1. 2. Ecloserie d'El-Ourissia wilaya de Sétif	24
II. 2. Matériels expérimental	25
II. 2. 1. Dans la ferme Tixfish	25
II. 2. 2. Équipements de l'écloserie d'El-Ouricia.....	25
II. 3. Méthodes suivies.....	26
II. 3. 1. Elevages et cultures annexes.....	26
II. 3. 2. La reproduction semi-artificielle de Poisson rouge.....	28
II. 3. 2. 1. Géniteurs utilisés	28
II. 3. 2. 2. Acclimatation et adaptation des géniteurs de poisson rouge.....	29
II. 3. 2. 3. Anesthésie.....	30
II. 3. 2. 4. Contrôle pondéral et mesure de taille.....	30
II. 3. 2. 5. Traitement hormonal.....	31
II. 3. 2. 5. 1. Préparation de la solution injectable pour le poisson rouge.....	31
II. 3. 2. 5. 2. Doses, nombre et lieu d'injection de poisson rouge.....	32
II. 3. 2. 5. 3. Reproduction et Incubation des œufs:	34
II. 3. 3. La reproduction artificielle La Carpe commune	34
II. 3. 3. 1. Géniteurs utilisées	34
II. 3. 3. 2. Acclimatation et adaptation des géniteurs de poisson rouge.....	35
II. 3. 3. 3. Anesthésie.....	36
II. 3. 3. 4. Contrôle pondéral et mesure de taille.....	36
II. 3. 3. 5. Traitement hormonal.....	38
II. 3. 3. 5. 1. Préparation de la solution injectable pour la carpe commune.....	39
II. 3. 3. 6. Prélèvement des gamètes	43
II. 3. 3. 6. 1. Prélèvement des ovules	43
II. 3. 3. 6. 2. Prélèvement de la laitance	44

II. 3. 3. 7. Fécondation	44
II. 3. 3. 8. Elimination de l'adhésivité.....	45
II. 3. 3. 9. Incubation des œufs.....	46
II. 3. 3. 10. Éclosion.....	47
II. 4. L'alimentation	48
II. 4. 1. poisson rouge.....	48
II.4.2. carpe commune.....	48
II. 5. Suivie larvaire.....	49
II. 6. Transfert des larves	50
II. 6. 1. poisson rouge	50
II.6.2. carpe commune.....	50
 III. Résultats et discussion	
III. 1. Suivie de l'élevage et culture annexe	51
III. 1. 1. Elevage de la daphnie.....	51
III. 1. 2. Culture de l' <i>Azolla</i> et de la lentille d'eau	51
III. 2. Suivie de la reproduction semi- artificiel de poisson rouge	53
III. 2. 1. suivie des géniteurs	53
III. 2. 2. Réponse à la stimulation hormonale	54
III. 2. 3. L'incubation des œufs	55
III. 2. 4. l'éclosion	56
II. 3. La reproduction artificielle de la Carpe commune.....	57
II. 3. 1. Suivie des géniteurs utilisés.....	57
II. 3. 2. Incubation des œufs.....	60
II. 3. 3. Éclosion.....	60
III. 4. Suivie larvaire et alevinage.....	61
III. 4. 1. Poisson rouge.....	61
III. 4. 1. 1. Les variété de poisson rouge obtenues	63
II. 4. 2. La carpe commune.....	66
III. 5. La rentabilité économique de l'élevage de poisson rouge	70
Conclusion	72
Références bibliographiques	74
Annexes	79

Liste des tableaux		
N°	Titre	Page
01	Taille et poids des géniteurs de poisson rouge utilisés	31
02	Récapitulatif des doses hormonales injectées au poisson rouge	33
03	Les géniteurs des carpes communes utilisées dans le premier essai (13 Femelles, 14 Mâles).	37
04	Les géniteurs de la carpe commune utilisé dans le deuxième essai (09 femelles et 7 mâles).	38
05	Récapitulatif des doses et hormones injectées pour le 1 ^{er} essai carpe commune	42
06	Récapitulatif des doses et hormones injectées pour le 2 ^{ème} essai de la carpe commune	43
07	Réponse à la stimulation hormonale chez le poisson rouge	55
08	Estimation de nombre des larves de poisson rouge.	61
09	La longueur total des larves de la Carpe commune d'Ouricia nourri par un aliment artificiel.	67
10	La longueur total des larves de Carpe commune alimenté par l'aliment naturelle au niveau de la ferme « Tixfish »	68
11	Les coûts des équipements et moyens utilisés pour l'élevage de poisson rouge dans la ferme Tixfish.	70
12	Les prix de poisson rouge de taille (5cm) selon la variété	71

Liste des photos		
N°	Titre	Page
01	bassin en biton préparé pour les alevins	26
02	Daphnie de la ferme Tixfish sous la loupe binoculaire	26
03	L'ensemencement des bassins par les daphnies.	27
04	Bassin de l' <i>Azolla</i>	28
05	les bacs des géniteurs de poisson rouge.	28
06	un mâle qui libère la laitance après une légère pression abdominale	29
07	Les variétés des géniteurs de poisson rouge utilisées	29
08	poisson rouge dans l'anesthésie.	30
09	Mesure de la longueur totale et du poids des géniteurs de poisson rouge.	30
10	préparation de la solution hormonale	32
11	Injection hormonal chez un géniteur (Shubunkin).	32
12	les compositions du bac de reproduction semi_ artificielle de poisson rouge.	34
13	Une femelle libère les œufs dans l'épuisette.	35
14	Femelle morte avant la reproduction	35
15	Géniteurs de carpe commune dans l'anesthésie.	36
16	balance pour la pèse des poids	36
17	règle de mensuration de taille	36
18	Hypophyse	39
19	Préparation de l'injection d'hormone (hypophyse).	40
20	Coudre l'orifice génital.	41
21	L'injection du géniteur par l'Ovaprim	41
22	Prélèvement des ovules	44
23	Récupération de la laitance de la laitance.	44
24	Mélange rapide des ovules avec la laitance	45
25	L'utilisation du lait pour l'élimination de l'adhésivité	45
26	L'utilisation de tanin pour l'élimination de l'adhésivité	46
27	Incubation des œufs de la carpe commune (<i>Cyprinus Carpio</i>)	46
28	Fécondation Incubation des œufs dans des nids.	47
29	préparation des bassins larvaire.	47
30	L'utilisation de l'artémia pour nourrir les larves de poisson rouge.	48

31	La nourriture des larves	48
32	Observation des larves de 10 jours	49
33	Observation des larves de 17 jours.	49
34	L'opération de transfert des larves dans le grand bassin	50
35	La livraison des larves	50
36	Evolution de l' <i>Azolla</i> dans 04 semaines (A, B, C, D).	51
37	Evolution de la lentille d'eau	52
38	<i>Azolla</i> séchée pendant 03 jours	53
39	<i>Azolla</i> broyé	53
40	L'utilisation de l' <i>Azolla</i> et de la lentille d'eau frais	53
41	Les larves de poisson rouge après 02 jours de l'éclosion	56
42	Poisson rouge de 03 jours vu par la loupe binoculaire Zoom 0.7x10	56
43	Les larves de la Carpe.C après deux jour de l'éclosion	61
44	échantillon des résultats obtenue de la reproduction semi-artificielle de poisson rouge.	63
45	Shubunkin (voir photo 44-A)	63
46	Ryukin (voir photo 44-B)	64
47	Telescope Black Moor (voir photo 44-C)	65
48	carassin dorée .poisson rouge commun (voir photo 44-D)	65
49	Nouvelle variété (voir photo 44-E)	66
50	Observation d'une larve de C.commune de 19 jours par une loupe binoculaire Zoom. 0.7x10 (A :Tixfish, B : Ouricia).	66
51	La Carpe commune dans la ferme Tixfish (30/05/2019).	70

Liste des figures		
N°	Titre	page
01	poisson rouge <i>Carassus Auratus</i> .	07
02	Carpe commune (<i>Cyprinus carpio</i>)	08
03	Morphologie externe de poisson rouge (<i>Carassus Aurartus</i>)	09
04	Anatomie du poisson rouge	10
05	Morphologie externe de la carpe commune	10
06	Dessin de l'anatomie interne de la carpe (<i>Cyprinus carpio</i>)	11
07	Tendances de la production aquacole mondiale de la carpe commune, carpe Herbivore et carpe argentée	13
08	représente la reproduction naturelle de la carpe commun	15
09	représente la reproduction semi-naturelle de la carpe commune	15
10	représente la reproduction artificielle de la carpe commune.	16
11	Schémas des opérations d'incubation, de l'ovulation, de stimulation, (par	17
12	Représentation schématique des premières étapes de la vie du poisson : fécondation, embryogenèse et développement larvaire	17
13	Daphnia longispina,	19
14	Artémia à différentes stades de son évolution	20
15	Spécimens d' <i>Azolla</i> . Source	22
16	Lentille d'eau (<i>Spirodella polyrrhiza</i>).	23
17	Les variations de T°C (moy) journalière des bacs de reproduction de poisson rouge.	54
18	Variation de température de l'eau des 04 bassins des géniteurs de la Carpe .c	57
19	Variation de PH dans les 04 bassins des géniteurs de la carpe commune	58
20	Variation de O2 dans les 04 bassins des géniteurs de la carpe commune	59
21	Variation des températures dans les 02 bassins de géniteurs de la 2eme essai	59
22	La taille moyenne (cm) des larves de poissons rouge	62
23	Evolution de taille moyenne Lt moy (cm) en fonction de temps (j) de la carpe commune à El-Ouricia	67
24	Evolution de taille moyenne Lt moy (cm) en fonction de temps (j) de la carpe commune à Tixter	68
25	Evolution de Lt moy (cm) de la carpe commune dans les deux ferme.	69

Liste des abréviations

FAO	Food and agriculture organization
PH	Potentiel hydrogen
M/F	Mâle/femelle
T°	Température
Dh (dégréé heure)	Températures cumulées chaque heure (C° x heure)
Dj (dégréé jour)	Températures cumulées chaque jour (C° x jour)
Lt (moy)	Longueur total moyenne
Vt	Volume total
RGS	Rapport gonado-somatique
CNRDPA	Centre National de Recherche et de Développement de Pêche et Aquaculture.

Liste des tableaux annexes 02

N°	Titre	Page
01	principales espèces des cyprinidés faisant l'objet	82
02	variation des températures moyenne des bacs de reproduction de poisson rouge	82
03	les variations des paramètres physico-chimiques de l'eau dans le premier essai	83
04	la température / heure Deuxième essai la carpe commune	83
05	L'évolution de tailles larves de poisson rouge dans la ferme de Tisxfish à Bordj Bou Arreridj	84

Liste des photos annexe 01

N°	Titre	Page
01	les étangs en géomembranes, (40x20x1.5) m ³ .	78
02	les bassins circulaires,	78
03	bacs en plastiques	78
04	les petits bassins en biton	78
05	quelques matériels utilisés pour la reproduction semi artificiel de poisson	79
06	les bacs de plastique préparé pour la reproduction.	79
07	les bassins circulaires de l'extérieur	80
08	bassin intérieur	80
09	bassins des géniteurs	80
10	bouteilles de Zoug	80
11	Auges d'incubation	80
12	quelques matériels utilisés au cours de la reproduction artificiel de la carpe commune à l'écloserie.	81
13	l'aliment artificiel utilisé pour les géniteurs de poisson rouge.	81
14	balance pour la pèse des poids	81
15	règle de mensuration de taille	81



Introduction

Introduction

La faim et la malnutrition restent parmi les problèmes les plus dévastateurs auxquels les pauvres du monde entier sont confrontés. Le rapport de l'Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture (F.A.O) sur l'état de l'insécurité alimentaire (en 2002) estime que 799 millions de personnes réparties dans 98 pays en développement ne se nourrissent pas suffisamment pour mener une vie saine et active. La demande alimentaire, et plus particulièrement la demande de poisson, continue d'augmenter et on prévoit qu'en raison de l'expansion démographique et l'évolution des habitudes alimentaires, les impératifs de production alimentaire vont doubler dans les trente ans à venir. Cette demande devra essentiellement être satisfaite au moyen de systèmes de production alimentaire locaux. Ainsi, de nombreux pays ont opté pour le développement de l'aquaculture **(FAO, 2006)**.

Le secteur de l'aquaculture alors, a connu un développement et une expansion sans précédent ces dernières décennies. Les dernières statistiques de la FAO (2010) ont enregistré une production qui a atteint 52,5 millions de tonnes en 2008 soit une augmentation de 25% en 10 ans. La pisciculture constitue 54,7% de cette production dont 60% (28,8 millions de tonnes en 2008) proviennent des poissons d'eau douce. Actuellement, l'aquaculture se généralise sur tous les continents, elle intéresse de nouvelles régions tout en s'intensifiant et en diversifiant l'éventail des espèces proposées. Les carpes prédominent les productions avec une contribution de 71%, viennent ensuite les espèces diadromes comme le saumon atlantique *Salmo salar* (44%), chano *Chanos chanos* (20,4%), le saumon de fontaine *Salvelinus fontinalis* (17,4%) et l'anguille *Anguilla anguilla* (7,9%) **(FAO, 2010)**.

Selon **(TRABELSI Z. A., 2011)**, L'élevage des poissons carnassiers tels que le brochet, la perche et le sandre ect..., paraît avoir des perspectives prometteuses du fait de leur haute valeur gastronomique et du forte demande des marchés. Ces espèces constituent en polyculture d'étangs la principale valeur marchande de la production (consommation et marché de repeuplement pour l'activité de pêche de loisir), d'où l'intérêt de maîtriser leur cycle de production en aquaculture (domestication). Jusqu'aujourd'hui, la domestication et la mise en place de la production d'une nouvelle espèce sont souvent basées sur des approches empiriques. Un enjeu majeur lors de la domestication d'une nouvelle espèce réside dans le développement d'une approche générique basée sur l'analyse des stratégies de vie des espèces afin de favoriser l'extrapolation des connaissances d'une espèce à une autre. Cette approche doit contribuer à l'optimisation des performances de croissance larvaire **(FONTAINE et LE**

BAIL, 2004) et cibler les points de blocage rencontrés par les éleveurs. Parmi ceux-ci figure la régulation de la forte hétérogénéité de croissance et du cannibalisme, problèmes récurrents dans les écloséries-nurseries. Ces problèmes ont des répercussions néfastes sur les performances des systèmes de production notamment une faible survie résultant de l'émergence du cannibalisme, une gestion difficile de l'alimentation et un besoin élevé en main d'œuvre pour réaliser des tris. Cette hétérogénéité découle de facteurs liés aux géniteurs (génétiques et non génétiques), environnementaux (principalement la température et l'oxygène) ou populationnels (moments de ponte et d'éclosion). Pour une même ponte incubée dans les mêmes conditions, les éclosions peuvent s'étaler sur plusieurs jours et ainsi conduire à l'éclosion de larves présentant des différences de taille (**METHVEN et BROWN, 1991 ; GEFFEN, 2002 ; PORTER et BAILEY, 2007 ; STEENFELDT et al., 2011**).

La signification écologique de cette variabilité est supposée être une stratégie de « minimisation du risque » (Bet hedging strategy), afin d'assurer qu'au moins certaines larves soient capables de survivre dans des environnements variables. Les géniteurs modulent leur effort de reproduction permettant ainsi de produire aussi bien des larves avancées dans le développement et capables de se nourrir peu après l'éclosion et d'autres moins développées mais possédant beaucoup de réserves endogènes leur permettant de survivre jusqu'à ce que les conditions trophiques deviennent favorables (**WARE, 1975 ; PEPIN et al., 1997 ; WHILE et WAPSTRA, 2008**). Cette hétérogénéité initiale de taille est selon **GEFFEN (2002)** due aux différents stades de développement auxquels l'éclosion a eu lieu.

En effet, l'état actuel des connaissances confirme qu'entre espèces et au sein d'une même espèce, l'éclosion ne constitue pas un moment clé dans l'ontogénie des poissons parce qu'elle n'est pas définie à un stade de développement fixe (**HAMOR et GARSIDE, 1979 ; HEMING, 1982 ; PENAZ, 1983 ; ECKMANN, 1987**) et n'est pas associée à des changements morphologiques et physiologiques quantitativement importants (Peñáz, 1983). Au niveau intraspécifique, le processus d'éclosion est influencé par beaucoup de facteurs environnementaux, en particulier la température et la teneur en oxygène dissous (**SILVER et al., 1963 ; SHUMWAY et al., 1964 ; LAUREL et al., 2008**) qui peuvent avancer, retarder ou prolonger la période des éclosions (**KAMLER, 2002**).

La production annuelle de poisson dans le monde varie actuellement entre 19 000 et 20 000 tonnes. La carpe commune est l'espèce dominante (88 pour cent). Les autres espèces

produites comprennent la carpe herbivore, la carpe argentée, la tanche, le corégone, des prédateurs comme le brochet, le sandre, le silure glane, la perche et des salmonidés comme la truite. Récemment, des poissons ornementaux (carpe koi, poisson rouge, poisson d'étang de jardin et poissons tropicaux d'aquarium) ont également commencé à jouer un rôle très important dans la production totale de l'aquaculture. **(HANSFORD B., 1996).**

En Afrique, la production de carpes tend à stagner. Son image sur le marché est très basse et elle n'attire pas les jeunes consommateurs. Le secteur est aussi vulnérable aux importations de poisson meilleur marché des pays européens et du Sud-est asiatique. **(TRABELSI Z. A., 2011),** Le développement futur de la production aquacole en Algérie devrait se concentrer sur le renforcement du marché intérieur, sur la diversification de ses produits et sur le soutien aux produits biologiques et avec un label écologique. Beaucoup d'étangs piscicoles sont en mauvais état et requièrent de gros investissements. L'introduction de systèmes de recyclage intensifs et d'investissements pour la modernisation des usines de transformation est recommandée. Il faudrait aussi se tourner vers la production de poisson ordinaire pour l'empoissonnement et le réempoissonnement. Les étangs de pêche présentent de nouvelles possibilités pour l'agrotourisme en équilibre avec l'environnement **(BENIDIRI R., 2017)**

Afin de suppléer aux apports de la pêche, l'état algérien a mis sur pieds pour 2001 / 2005 diverses actions visant le développement de l'aquaculture dans le cadre de son programme de réformes économique et sociales nommé le PRES. Ce programme avait comme objectif de soutenir la transition du pays d'une économie centralisée et planifiée vers une économie de marche, en mettant en œuvre une stratégie axée sur la promotion de l'investissement privé, national et étranger, la promotion de l'emploi et le développement durable. **(CHIHEB, 2006).**

D'après cet auteur, les mesures de soutien que le PNDPA (Programme National du Développement de la Pêche et de l'Aquaculture) ont lancé, sont :

- ❖ Diminution de la redevance domaniale relative à la concession terrestre pour les établissements d'aquaculture, 1 DA le m² au lieu de 10 DA le m² (loi de finances- 2003).
- ❖ Dans le cadre de la loi de finances pour 2011, l'importation des aliments destinés pour l'élevage aquacole sont exonérés des taxes douanières et la taxe sur la valeur ajoutée (TVA) est réduite à 7%.

Malgré cet effort déployé par l'état ces dernières années, la consommation actuelle de poisson et de fruits de mer frais et de l'ordre de 4,7 kg/ha/an. Ce chiffre est très largement

inférieur à la moyenne mondiale qui est 19,4 kg/ha/an et reste en dessous des préconisations de l'organisation mondiale de la santé (6,2 kg/ha/an) (CHIHEB, 2006). 99,7% des produits proviennent de la pêche côtière et artisanale, les 0,3% restants étant issus de la pêche en eau douce pratiquée dans les barrages (carpe et barbeau essentiellement).

La problématique, c'est que même dans certaines stations de pisciculture, où l'élevage de certains poissons constitue une activité courante, l'élevage larvaire n'aboutit pas toujours aux résultats escomptés suite à:

- Des insuffisances dans la maîtrise de la technique de reproduction artificielle,
 - Une alimentation insuffisante et inadaptée aux premiers stades de développement,
 - Au manque de maîtrise des techniques d'alimentation optimale (ration, taille de l'aliment, fréquence de distribution),
 - Ainsi que par manque de maîtrise des conditions environnementales (densités optimales de mise en charge, température, lumière, abris, oxygénation, pH, nitrites, ammoniacque, etc.).
- La question du taux de mise en charge adéquat reste à discuter en pisciculture semi-intensive en étangs mais les auteurs semblent s'accorder sur un nombre de 100 larves.m⁻² pour récolter 30 à 40 juvéniles.m⁻² après 5 semaines, chaque juvénile pesant 2 g; les taux les plus élevés qui ont été utilisés, soit 250 larves.m⁻² (au Nigeria), ont permis d'obtenir une récolte de 85 (TRABELSI Z. A., 2011).

J'ai abordé alors cette problématique, avec un groupe des aquaculteurs, techniciens et ingénieurs qualifiés et expérimentés, par un travail effectué au sein de deux stations aquacoles: l'écloserie d'El-Ouricia à Sétif et la ferme de pisciculture intégrée à l'Agriculture "Tixfish" à Bordj Bou Arréridj.

Ce travail a pour objectif, la maîtrise des techniques de la reproduction artificielle de la carpe commune, « *cyprinus carpio* » et quelques espèces de poissons d'ornements en particulier poisson rouge « *Carassius auratus* ». Et de réussir l'élevage des premiers stades larvaires, en utilisant le maximum du matériel local disponible et accessible à tout pisciculteur algérien soucieux d'accroître sa production. Cette étude cherche aussi, à répondre aux quatre questions suivantes:

↳ Est-il indispensable d'utiliser de l'hormone de synthèse à acheter dans le commerce à l'étranger pour une meilleure induction de la ponte ou peut-on se contenter d'utiliser les hypophysés de poissons sacrifiés?

↳ L'incubation des œufs sur des nids est-elle aussi efficace que l'incubation en bouteilles de Zoug ou bien c'est le contraire?

↳ Quelles conditions conduisent aux meilleures survies, croissance et production dans les deux techniques (artificielle, semi artificielles) de la reproduction?

↳ La distribution de l'aliment naturel (*Artémia*, *Daphnie*, *Azolla*, Lentille d'eau), peut-elle répondre aux besoins alimentaires de nos poissons étudiés

Le document présenté ici s'articule autour de trois chapitres :

➤ Le premier chapitre inclut la présentation de quelques généralités des deux espèces étudiées, et met en évidence les différentes notions impliquées dans la biologie de la reproduction des poissons.

➤ Le deuxième chapitre décrit les structures d'accueil, le matériel utilisé et les différentes méthodes et techniques adoptées.

➤ Le troisième chapitre présente les résultats obtenus, leur interprétation et discussion.

➤ Et enfin une conclusion qui répond aux questions posées, avec une brève présentation des contraintes rencontrées, tout en proposant quelques perspectives.



I. Généralité

I. Généralités

I. 1. Historique

L'idée de cultiver les eaux continentales et les mers n'est pas nouvelle : des traces de bassins de stockage, remontant à la préhistoire, auraient été retrouvées à Hawaï, tandis que le premier traité de pisciculture attribué à Fan-Li (chine) remonte à 475 avant J.-C. (MILNE P. H., 1972).

Chez les européens la carpe était élevée en monoculture. Les grands individus étaient sélectionnés comme des géniteurs. Depuis, le 12^{ième} jusqu'à la moitié du 14^{ième} siècle, une sélection involontaire a eu lieu constituant la première étape vers la domestication.

La reproduction semi contrôlée en étangs naturels et l'élevage larvaire de carpe ont commencé au 19^{ième} siècle en Europe. Les cyprinidés étaient élevés en chine pour plus de 2 000 ans, où ils étaient gardés dans des étangs qui n'étaient jamais vidés. Les étangs étaient approvisionnés régulièrement avec des juvéniles originaires des rivières et l'élevage se faisait selon les techniques d'élevage en polyculture basées sur la nourriture naturelle. Des races semi domestiquées ont été développées dans ce système. De nos jours, les carpes domestiquées sont produites dans la plupart des zones d'élevage de carpe.

Il y a environ 30-35 souches de carpes communes domestiquées en Europe. Plusieurs souches sont maintenues en Chine. Il y a quelques souches de carpe Indonésienne, qui n'ont pas encore été examinées et identifiées scientifiquement. (FAO, 2009).

Certaines publications démontrent que la domestication des poissons rouges, qui était à l'origine pour la nourriture et par la suite pour des fins ornementales, a commencé sous la dynastie Song ou « Sung » en chine (960-1279). (SMARTT J., 2001 ; LI I. J. et al., 2015). Le poisson rouge pourrait provenir d'une mutation naturelle du carassin qui avait à l'origine une couleur de peau olive terne et une seule nageoire caudale (KOMIYAMA T. et al., 2009).

I. 2. Systématique

Les cyprinidés se placent d'un point de vue systématique dans l'ordre des cypriniformes qui est classiquement regroupé avec celui des characiformes, siluriformes, et gymnotiformes pour constituer le groupe des ostariophyses. Les cyprinidés constituent l'une des familles les plus importantes et les plus connues parmi les cypriniformes. Leur répartition est vaste, ils sont largement représentés en Amérique du Nord, Eurasie et Afrique (BILLARD R., 1995).

I. 2. 1. Poisson rouge



Figure n°01 : poisson rouge- poisson rouge- © J.Picard - Challet Hérault

➤ **Classification :**

- ❖ **Règne:** Animalia
- ❖ **Embranchement:** Chordata
- ❖ **Sous-embranchement:** Gnathostomata
- ❖ **Classe:** Actinopterygii
- ❖ **Sous-classe:** Neopterygii
- ❖ **Super-ordre:** Teleostei
- ❖ **Ordre:** Cypriniformes
- ❖ **Famille:** Cyprinidae
- ❖ **Genre:** *Carassius*
- ❖ **Espèce :** *Carassius auratus auratus* (LINNAEUS, 1758) ou *Carrssius auratus* (LINNAEUS, 1758).

I. 2. 2. Carpe commune (*Cyprinus Carpio*)

La carpe est un nom commun spécifique donnée a des poisson de la famille des cyprinidae incluant la carpe commune (*Cyprinus carpio*), la carpe herbivore (*Ctenopharyngodon idella*), la carpe argenté (*Hypophthalmichthys molitrix*), la carpe à grosse tête (*Aristichthys nobilis*) communément appelées « Carpe chinoise », catla (*Catla catla*), rohu (*Labeo rohita*)

communément englobées dans les « Carpe indienne », en Afrique, le nom parfois donné au Tilapia (**ARIGNON J., 2002**).

La carpe commune (**fig. 02**) est un poisson uniquement d'eau douce, cultivé un peu partout dans le monde, pouvant atteindre une longueur de 80 cm et un poids de 10 à 15 kilos. Elle supporte des températures qui varient entre 1 et 40°C. Elle commence sa croissance à des températures supérieures à 13°C et se reproduit à des températures supérieures à 18°C si le courant de l'eau est soudainement accru. La carpe est généralement mature après 2 ans, à un poids de 2 à 3 kilos. La femelle produit entre 100 000 et 150 000 œufs par kg de son poids corporel. Sa croissance est rapide sous les tropiques où elle peut atteindre un poids de 400 à 500 g en 6 mois. La carpe commune est une espèce robuste et donc résistante à la plupart des maladies quand les conditions environnementales sont correctes. (**ASSIAH VAN EER et al., 2004**).

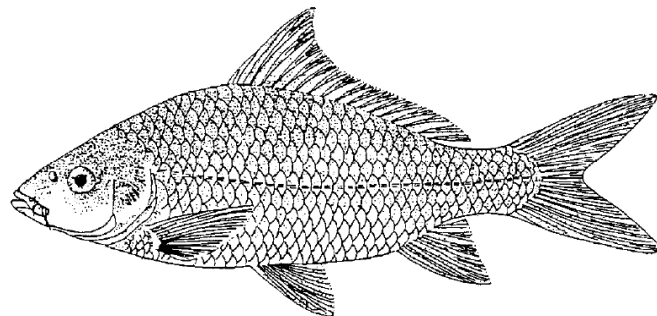


Figure n°02 : Carpe commune (*Cyprinus carpio*) (HANKS.P., 1985).

- **Classification :**
- ❖ **Règne :** Animalia
- ❖ **Embranchement :** Chordata
- ❖ **Classe :** Actinopterygii
- ❖ **Ordre :** Cypriniformes
- ❖ **Super-famille :** Cyprinoidea
- ❖ **Famille :** Cyprinidae
- ❖ **Genre :** *Cyprinus*
- ❖ **Espèce:** *Carpio* (**LINNAEUS, 1758**).

I. 3. Morphologie et anatomie

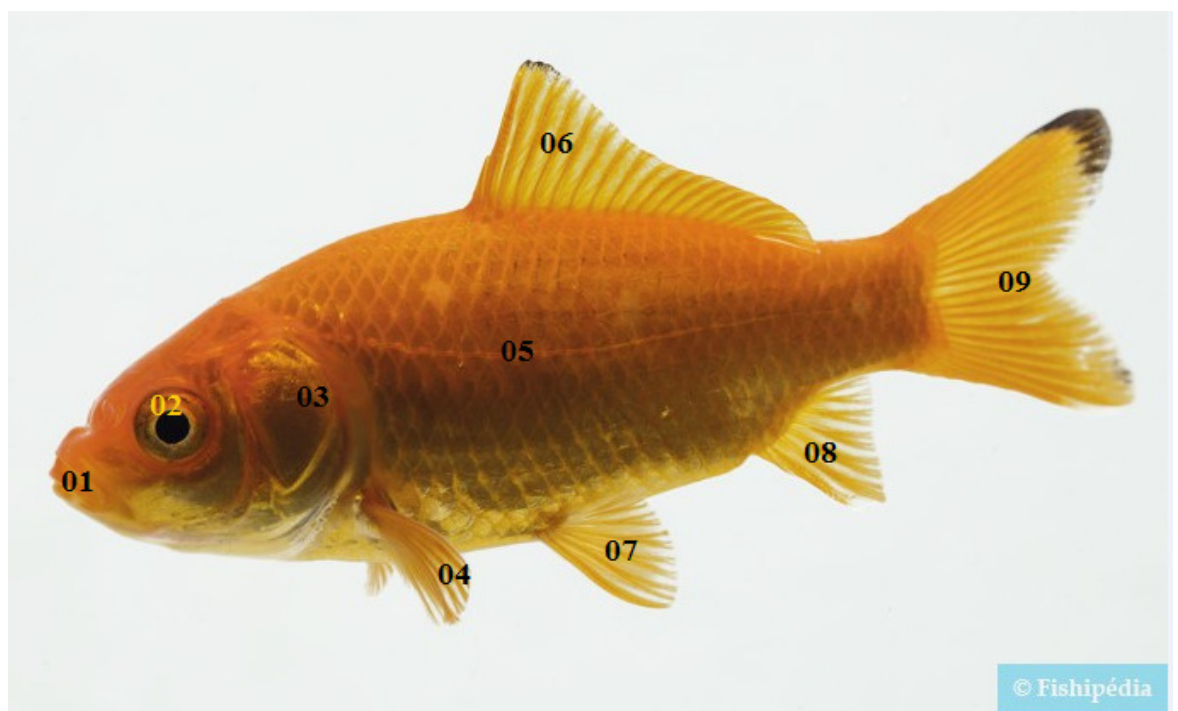
I. 3. 1. Poisson rouge

I. 3. 1. 1. Morphologie externe (fig. 03)

Les poissons rouges peuvent varier considérablement en taille, forme du corps, configuration des nageoires et coloration en raison d'un élevage sélectif intensif. Le plus souvent à l'état sauvage, ils ont une bouche tournée vers l'avant avec des dents pharyngiennes, une nageoire caudale en forme de v. Il possède une longue nageoire dorsale avec 15 à 21 rayons et une épine dorsale dure à la base des nageoires dorsale et anale. (MARTIN. S., 2014).

✓ La ligne latérale contient de 27 à 31 écailles (BRUSLE. J. and QUINARD J. P., 2001).

✓ Aucun barbillon de la bouche (ALDERTON D., 2008)



01 : Bouche, 02 : Oeil ; 03 : Opercule ; 04 : Nageoire pectorale ;
05 : Ligne lateral , 06 : Nageoire dorsale, 07 : Nageoire pelvienne ou ventrale ;
08 : Nageoire anale, 09 : nageoire caudale.

Figure n° 03 : Morphologie externe de poisson rouge (*Carassus Aurartus*),
(PICARD. C et al, *Fishipédia* ; Modifiée)

I. 3. 1. 2. Anatomie interne (fig. 04)

Les poissons rouges ne possèdent pas d'estomac mais ils ont un tube digestif long (4.5 à 4.7 fois la longueur corporelle totale) avec un très long intestin et des dents pharyngienne. Ils possèdent 37 à 53 branchiospines (**BRUSLE J. and QUINARD J.P., 2001**).

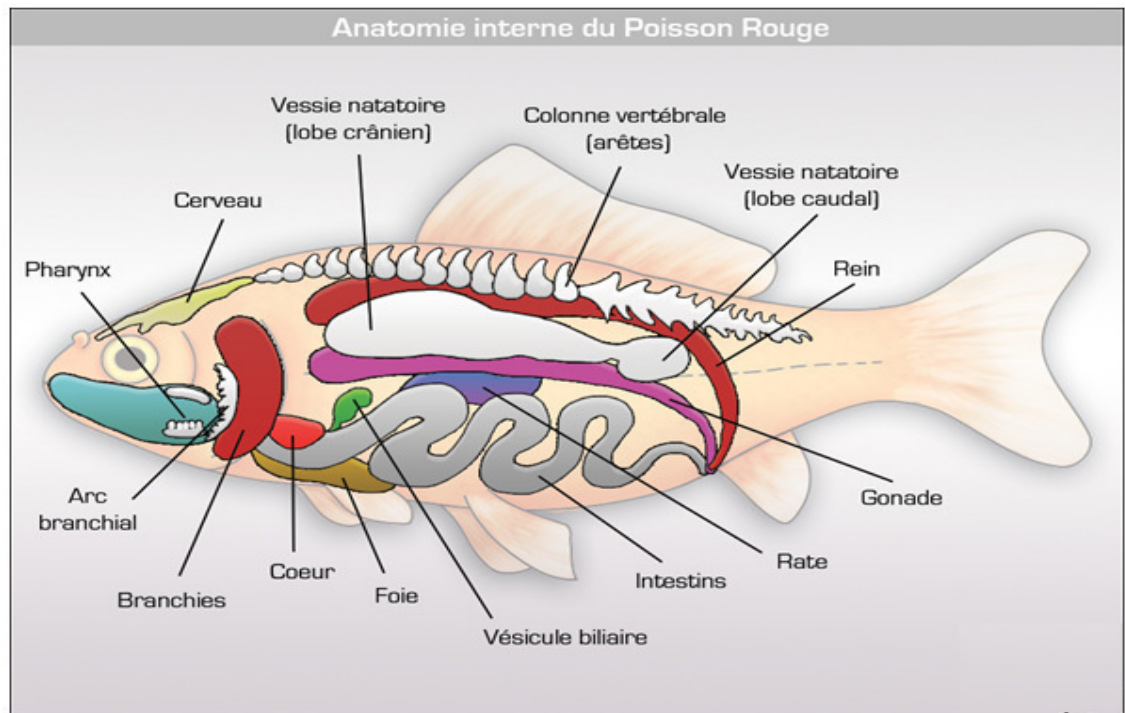


Figure n°04 : Anatomie du poisson rouge (**ROI A., 2014**).

I. 3. 2. Carpe commune

I. 3. 2. 1. Morphologie externe (fig. 05)

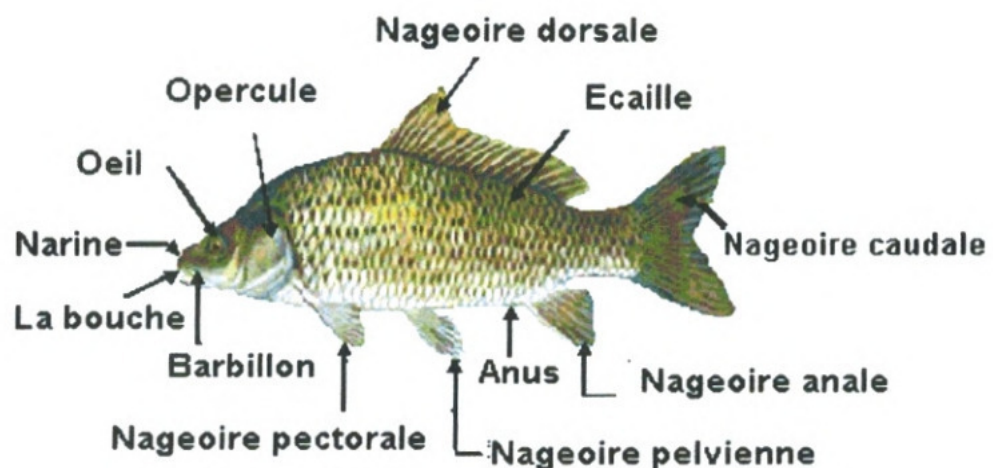


Figure n°05 : Morphologie externe de la carpe commune (**BILLARD R., 1997**)

La carpe commune, possède une nageoire dorsale longue comportant un premier rayon épais et dentelé. Les nageoires ventrales sont situées en arrière des nageoires pectorales. La carpe commune est entièrement recouverte de grandes écailles 35 à 40 sur la ligne latérale (DUBORGEL. M., 1955), la coloration est brune à reflets dorés, avec un ventre plus claire (du blanc crème au jaunâtre), (MUUS B. J. et DAHLSTROM P., 1991).

Les nageoires sont les membres des poissons, les nageoires paires (pectorales, pelviennes) correspondent aux membres des Mammifères. En plus des nageoires paires, existent des nageoires impaires : nageoire dorsale, nageoire caudale et nageoire anale (ARRIGNON J., 1998). La carpe commune est caractérisée par:

- ✓ la nageoire dorsale située le long de la ligne médiane du dos.
- ✓ la nageoire caudale située à l'extrémité de la queue.
- ✓ la nageoire anale située sur la ligne latérale du ventre entre l'anus et la queue.
- ✓ Le corps porte deux paires de nageoires latérales.
- ✓ la nageoire pectorale, qui est habituellement placée sur les flancs, derrière les fentes branchiales.
- ✓ la nageoire pelvienne qui se trouve sur le ventre, entre la tête et l'anus (EL-HADEF S., 2005).

I. 3. 2. 2. Anatomie interne (fig. 06)

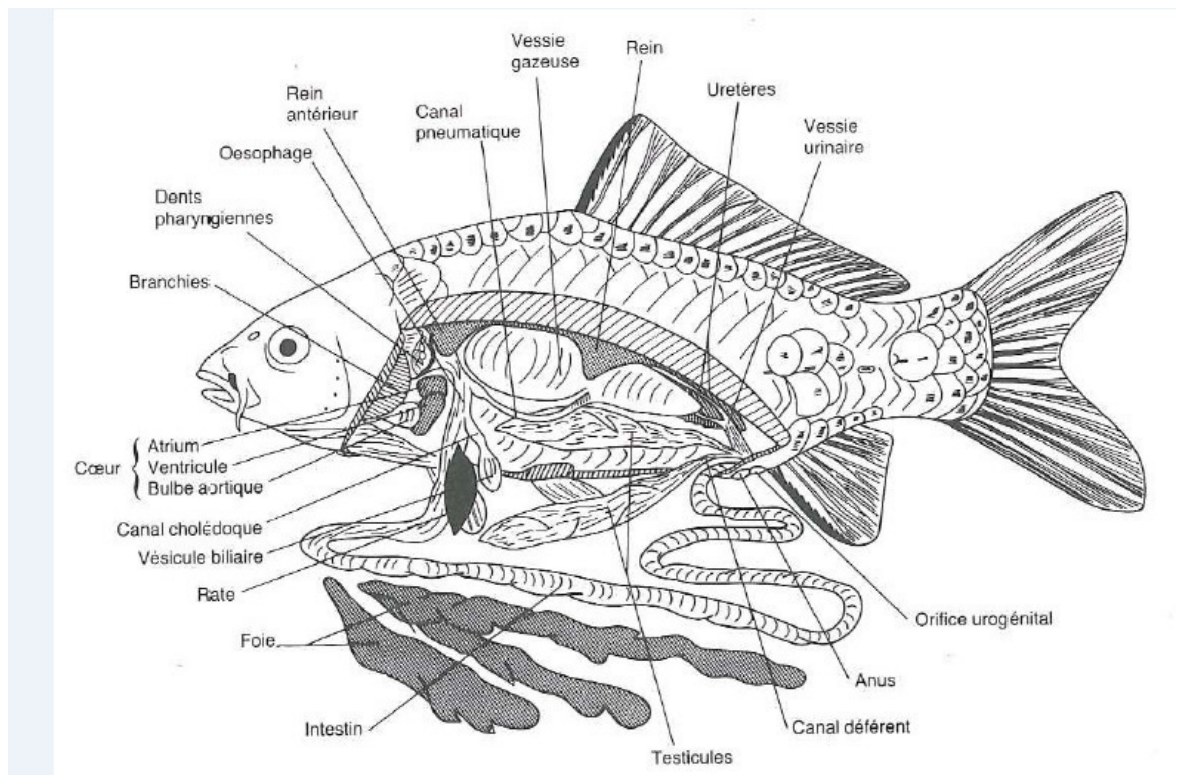


Figure n°06 : Dessin de l'anatomie interne de la carpe (*Cyprinus carpio*) (DORSON M. in DE KINKELIN et al., 1985 - courtoisie de L'INRA).

La bouche est fonctionnelle: télescopique et fouilleuse chez la carpe (protractile). Les dents sont également fonctionnelles. A la cavité buccale fait suite le pharynx, carrefour où s'ouvrent les branchies, puis l'œsophage et l'estomac dont la forme générale affecte celle d'un U. il est à noter que la digestion chez les poissons est plus chimique que mécanique et que les parois stomacales sécrètent des sucs gastriques très actifs. A la partie antérieure de l'intestin, on trouve le canal cholédoque, venant du foie et celui du pancréas. Son rôle essentiel, comme chez les mammifères, est le passage des éléments nutritifs dans le sang. Le foie est une grosse glande brune, placée en arrière du cœur et souvent accompagnée d'une vésicule biliaire.

L'aspect du foie permet souvent d'apprécier l'état sanitaire des sujets disséqués. La vessie natatoire fait partie de l'appareil digestif dont elle constitue une sorte de goitre à la partie supérieure. La vessie joue surtout le rôle d'un appareil hydrostatique que le poisson comprime plus ou moins suivant le niveau qu'il veut occuper dans la masse liquide. L'anus débouche en avant des orifices génito-urinaires et du premier rayon de la nageoire anale. Il peut avoir des dispositions variées et est parfois utilisé dans la détermination des sexes: chez les carpes ou le male a l'anus concave et la femelle l'anus convexe et turgescent (ARRIGNON J., 1998).

I. 4. Quelques caractéristiques originales de la biologie des cyprinidés

✎ Beaucoup des cyprinidés tolèrent une large gamme de température ; à l'état adulte une espèce comme la carpe supporte des températures allant de 1 à 35°C, l'optimum thermique pour l'élevage des juvéniles étant supérieur à 30°C, Ils supportent aussi de fortes et rapides fluctuations thermiques.

✎ Beaucoup des espèces de cyprinidés tolèrent très bien les fortes oscillations des teneurs en oxygène dissous, fréquentes en été dans les eaux stagnantes et liées à l'activité photosynthétique. Elles peuvent survivre en condition de sursaturation ou quasi-anoxie (<1mg d'O₂/l) pendant quelques heures.

✎ La gamme de PH supportée est large, de 5 à 9 pour la carpe.

✎ Le régime alimentaire est extrêmement diversifié, les cyprinidés s'alimentant à tous les niveaux trophique : végétaux supérieurs, phytoplancton, zooplancton, zoobenthos, bactéries fixées sur des détritiques (BILLARD R., 1995).

I. 5. Les cyprinidés et l'aquaculture

Les cyprinidés, dont la production en élevage dépasse 6 millions de tonnes dans le monde (fig. 07), est le groupe le plus exploité par l'aquaculture. Il existe une quinzaine d'espèces de

cyprinidés élevés mais les productions significatives portent sur quelques espèces seulement (tab.1 annexe01).

L'élevage des cyprinidés est ancien en particulier en chine mais seuls la carpe commune, (*Cyprinus Carpio*) et le poisson rouge ou cyprine doré (*C.auratus*), sont réellement domestiques avec maîtrise de longue date de toutes les phases du cycle vital, en particulier la reproduction (BILLARD R., 1995).

La carpe commune est la troisième espèce la plus cultivée et commercialisée, de poissons d'eau douce dans le monde (FAO, 2013). En 2010, il se classait troisième (carpe herbivore, première et deuxième carpes argentées) en termes de la production aquacole de poissons à nageoires (Figure 1). Et l'Asie représentait plus de 90% de la production aquacole de carpes communes (Figure 2), la Chine seule contribue à 77% (2 462 346 tonnes) de la production aquacole mondiale de carpe commune (3 216 203 tonnes) en 2009 (FAO, 2012), Dans certaines pays européens, plus de 80% de la production totale de poisson provient de la carpe commune (WOYNAROVICH et al., 2010).

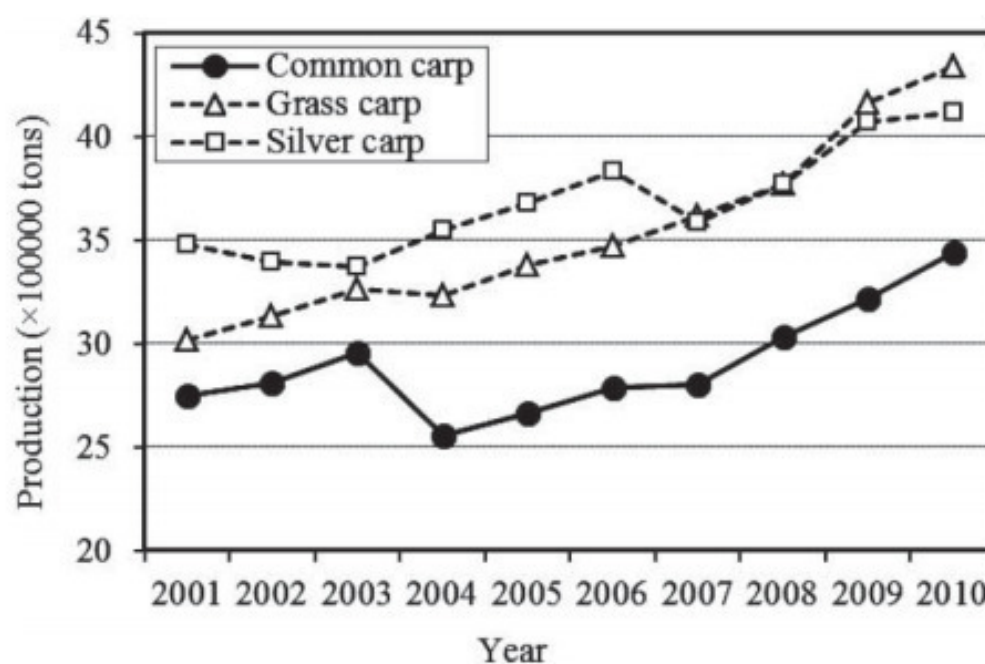


Figure n°07 : Tendances de la production aquacole mondiale de la carpe commune, carpe herbivore et carpe argentée (FAO, 2013).

I. 6. Effets de la carpe commune sur la production des autres poissons

La remise en suspension du sol par les poissons benthivores affecte non seulement le milieu aquatique mais aussi le niveau de production de poisson. Ainsi, l'augmentation de la production de poisson par l'ajout de carpes communes est une pratique courante dans de

nombreuses régions dans le Monde, y compris l'Asie et l'Europe. Cette technique est très utile pour les systèmes de polyculture semi-intensive où production de poisson dépend presque entièrement d'aliments naturels (MOHAPATRA *et al.*, 2007 in, RAHMAN MM., 2015).

Les interactions entre les espèces de poissons jouent un rôle important dans la survie de tout système de polyculture. Les systèmes de polyculture augmentent l'utilisation des aliments naturels dans les étangs à poissons, en stockant une combinaison appropriée de deux espèces de poissons ou plus, particulièrement les poissons planctonophages et benthivores, à densités (RAHMAN MM. *et al.*, 2008). Cela influence fortement le renouvellement des nutriments de l'étang. Par exemple, quand des poissons planctonivores sont élevés avec la carpe commune, les étangs ont généralement besoin de 20 à 40% moins d'engrais pour maintenir un niveau de nourriture naturelle adéquats par rapport à ceux qui ont des poissons en monoculture planctonivore.

La Rétention d'azote et de phosphore, et l'efficacité de la biomasse de poisson augmente avec la polyculture poissons planctonivore et carpes communes. Cela se traduit par plus nutriments traversant le réseau alimentaire de l'étang, et moins d'éléments nutritifs dans le sol inférieur (RAHMAN MM., 2015).

I.7. Biologie de la Reproduction des cyprinidés

La reproduction n'a lieu, pour une espèce donnée, que dans des conditions de milieu données : environnement température, salinité, oxygénation, si l'époque de la reproduction l'une de ces conditions fait défaut, la ponte peut être différée (température, pour la carpe), les produit sexuelle du mal constituent la laitance, le sperme renferme des millions de spermatozoïdes qui ne survient pas au contact de l'eau, la vie moyenne d'un spermatozoïde émis chez la carpe est de 03minutes (ARRIGNON J., 1998).

A l'éclosion, les gonades des larves de cyprinidés comme celle de la plupart des espèces de poissons ne sont pas morphologiquement différenciées. Ce n'est que vers 50-100j d'âge, l'âge à la première maturité dépend principalement de la température d'élevage ; dans le milieu naturel, elle intervient pour les femelles à 4-5 ans dans la Volga, 3-4 ans en Pologne, 2 ans en France. Elevée à une température constante de 15°C la carpe femelle atteint sa première maturité à 15 mois. la maturité des males se produit en général un an avant celle des femelles en région tempérées (BILLAR R., 1995).

1. 7. 1. Les différentes méthodes de la reproduction des cyprinidés

Traditionnellement les géniteurs se reproduisaient naturellement dans les étangs mais le succès de la reproduction dépendait fortement des conditions climatiques, les pisciculteurs ont donc cherché à maîtriser la reproduction et ont élaboré diverses approches, les une basées sur

des stimulations hormonales des géniteurs maintenus en captivité dans des conditions thermiques bien contrôlées, les autres jouant sur des facteurs de l'environnement lors de la reproduction dans le milieu extérieur (BILLAR R., 1995).

Ces méthodes peuvent être classées en trois catégories: reproduction naturelle; reproduction semi-naturelle; reproduction artificielle.

A) La 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. Cette méthode est utilisée d'ordinaire pour assurer par exemple une production à bon marché (FAO, 2018).

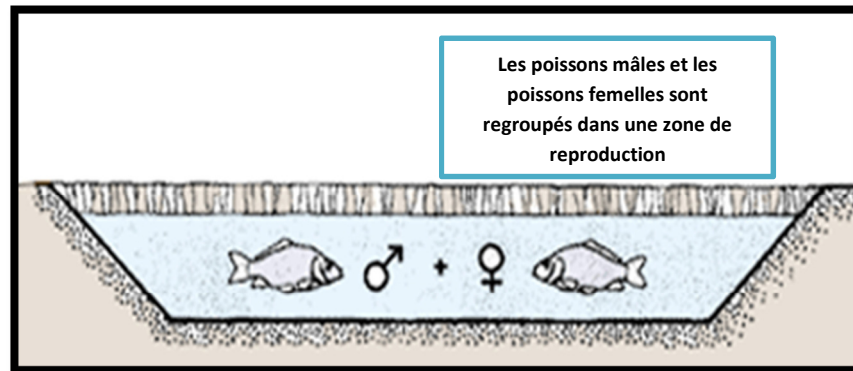


Figure n°08 : représente la reproduction naturelle de la carpe commun (FAO, 2018).

B) la reproduction semi-naturelle

Les poissons (en général seulement les femelles) reçoivent initialement une injection de produits chimiques, 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, 2018).

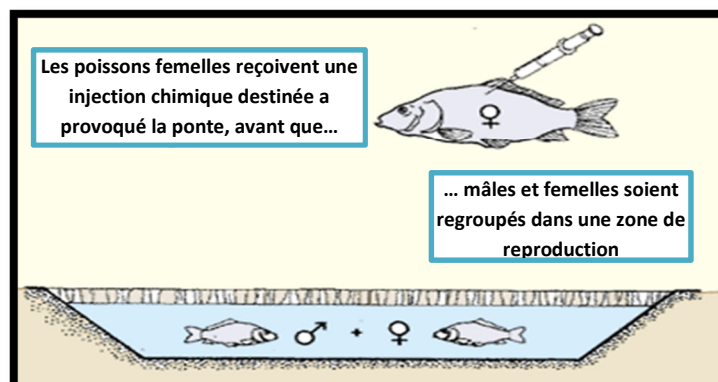


Figure n°09 : Représente la reproduction semi-naturelle de la carpe commune
(FAO, 2018), modifiée

C) La reproduction artificielle (Hypophysation)

Les femelles reçoivent une ou plusieurs injections de substances chimiques, destinées à contrôler la maturation finale des œufs au repos dans les ovaires. Dès que ces œufs sont parvenus à maturité, ils sont extraits du corps des femelles. Les mâles reçoivent aussi habituellement une injection. Les œufs sont fertilisés artificiellement avec le sperme des mâles (FAO, 2018).

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

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

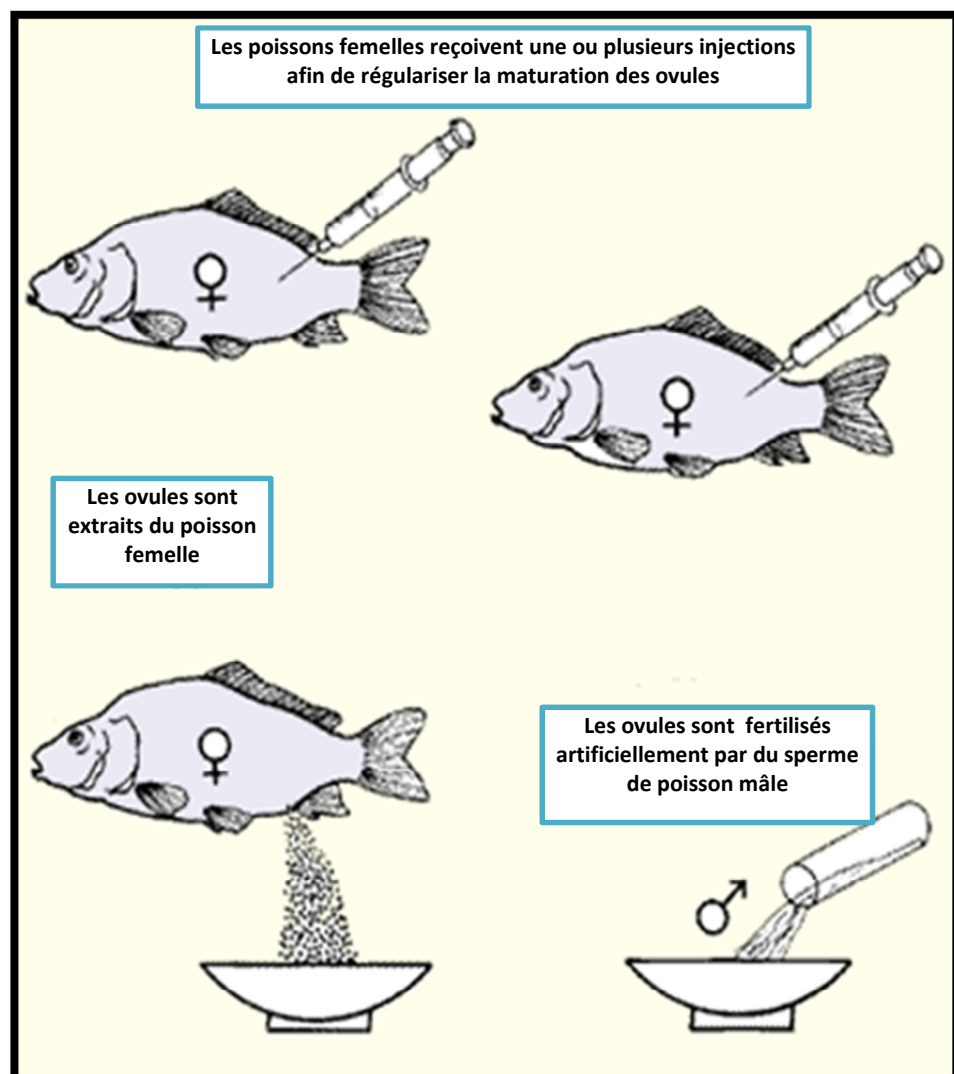


Figure n°.10 : représente la reproduction artificielle de la carpe commune. (FAO, 2018)

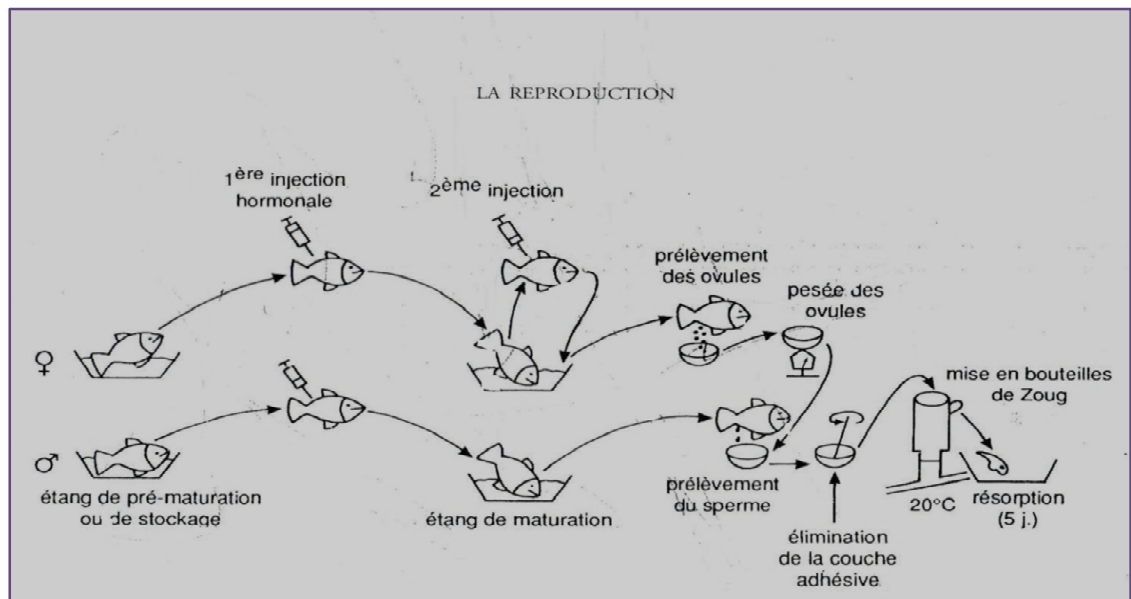


Figure n°11 : Schémas des opérations d'incubation, de l'ovulation, de stimulation, (par injection hormonal), d'insémination artificielle et incubation. (BILLARD R., 1995).

I. 7. 2. La fécondation et le développement embryonnaire et larvaire

Le début du développement inclut les phases d'embryogenèse qui s'achèvent à l'éclosion et donnent naissance à une larve qui subira un ensemble de transformations (métamorphose) aboutissant à un individu, ayant la morphologie de l'espèce, qualifié alors de juvénile ou alevin (**figure n°12**).

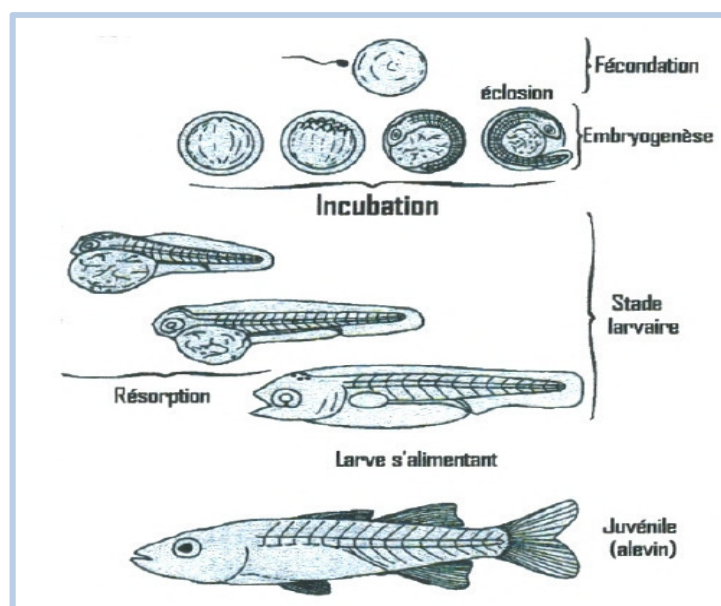


Figure n° 12 : Représentation schématique des premières étapes de la vie du poisson : fécondation, embryogenèse et développement larvaire (**BALON, E.K 1975**).

I.8. Nutrition:

Concernant l'alimentation, la carpe est une espèce omnivore, opportuniste et benthophage. Elle fouille jusqu'à 15cm au fond vaseux (**DOSTAT. A et al., 1996**).

Le régime alimentaire est extrêmement diversifié, les Cyprinidés s'alimentant à tous les niveaux trophiques: végétaux supérieurs, phytoplancton, zooplancton, zoobenthos, bactérie fixées sur des détritiques divers. Un grand nombre de caractères morphologiques et physiologiques sont liés à cette diversité et versatilité dans le régime alimentaire aidant à la capture, la réduction et la digestion des proies (**BILLARD. R, 1995**).

La nourriture consiste en Puce d'eau, larves de Diptères et autres Insectes aquatiques, de Vers et de divers petits Mollusques. Des graines de plantes ou des algues sont comprises dans la nourriture. Occasionnellement, la Carpe mange des grenouilles, des épinoches ou des alevins (**LOSANGE, 1999**).

I. 9. ELEVAGE ET CULTURE ANNEXES

I. 9. 1. Les Daphnie

Ce sont des petits crustacés cladocères communément connu sous le nom de « puce d'eau », parmi les organismes modèles les plus anciens en écotoxicologie, écologie et biologie de l'évolution (**MITTMANN B. et al., 2014**).

Largement utilisés en aquaculture comme aliment vivant ou congelé pour les larves de poisson et les poissons d'ornement, les daphnies ont une durée de vie de 8 semaines à 20°C, et l'âge de maturité est estimé à 6-8 jours (2.1 mm de long (**GREEN J., 1961**) après avoir quitté la poche incubatrice (**BERGE W. F. T., 1978**).

I. 9. 1. 1. Reproduction des daphnies

a) reproduction parthénogénétique (Asexuée)

Dans les conditions favorables, les femelles produisent des œufs incubés dans une poche incubatrice située dorsalement sous la carapace. Ces œufs donnent naissance à d'autres femelles sans être fécondés. Ce processus peut être répété pour des centaines de génération (**GREEN J., 1961**).

b) Reproduction sexué

Dans les conditions défavorables de manque de nourriture et lorsque les densités sont excessives, les femelles parthénogénétiques donnent naissance à des males.

Les femelles fécondées portent des « ehippium » contenant ce qu'on appelle œufs de résistance ou « œufs au repos » fertilisés, qui éclosent lorsque les conditions reviennent favorables (GREEN. J., 1961).

I. 9. 1. 2. Elevage des daphnies

Les daphnies se développent bien à des températures de 19-20 °C, alors qu'ils perdent presque toute leur mobilité entre 0 et 5°C.

CHEN L. et al., (2012) ont démontré que lorsque les valeurs du PH du milieu augmentent de 6 à 8, il n'y aura aucun changement comportemental remarquable chez *D.magna*

Pour avoir des densités importantes, on nourrit les daphnies avec des micro-algues, et on ajoute souvent une petite quantité d'extrait de levure (BERGE W. F. T., 1978).



Figure n°13 : *Daphnia longispina*, source : Huet, 1970 ;(ARRIGNON. J., 2002).

I. 9. 2. Elevage de L'artémia

Artémia salina : crustacé d'eau saumâtre fréquemment utilisé comme aliment vivant pour les stades larves des poissons et de crustacés d'élevage. Habituellement c'est le stade nauplius qui est employé. Issu d'œufs enkysté, les nauplii sont distribués vivants ou congelés. Les œufs enkystés sont récoltés le long des lacs salés, et commercialisé. (ARRIGNON J., 2002).

➤ **Classification :**

Règne : Animalia

Embranchement : Arthropoda

Sous-embranchement : Crustacea

Classe : Branchiopoda

Sous-classe : Sarsostraca

Ordre : Anostraca

Sous-ordre : Artemiina

Famille : Artemiidae

Genre : *Artemia*

Nom binominal : *Artemia salina* (LINNAEUS, 1758)

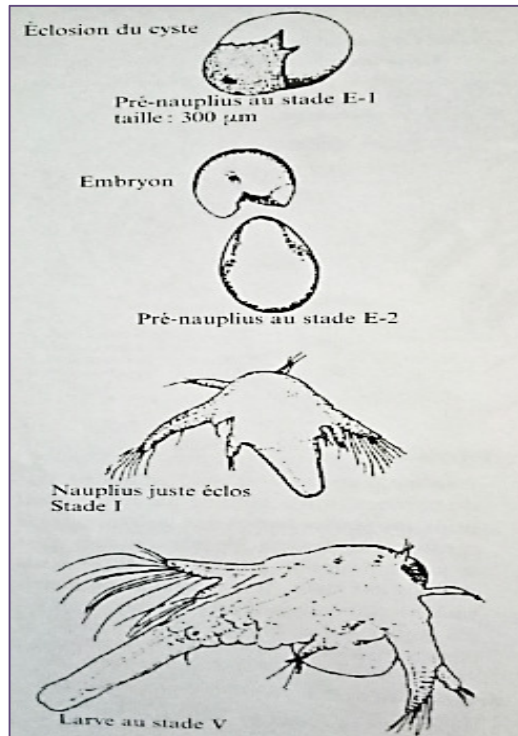


Figure n°14 : Artémia à différents stades de son évolution source : TREECE, (2000) ; (ARRIGNON. J., 2002).

Le développement de l'artémia est en lui-même une expérience captivante et fascinante. Le principe est le suivant : les œufs d'artémias secs sont disposés dans de l'eau salée et incubés pendant 24 – 48 heures jusqu'à l'éclosion des Nauplie. Ensuite, la culture est versée dans une passoire fine pour récupérer les Nauplie. Ces dernières sont alors distribuées aux poissons sans l'eau salée.

Il convient néanmoins de respecter les points suivants lors de la culture :

- ✓ Ne pas utiliser trop d'œufs d'artémias:
- ✓ 1 g d'œufs donne 150000 nauplies.
- ✓ Sel : l'idéal est d'utiliser un sel spécial issu des salines, Ne jamais utiliser de sel avec de l'iode.

- ✓ Teneur en sel : dissoudre 10 – 15 g de sel dans 0,5 l d'eau (3 cuillères de dosage).
- ✓ Température : elle exerce une influence décisive sur la durée de l'incubation.
- ✓ À 25 °C, l'éclosion a lieu au bout de 24 heures environ. À des températures plus basses, l'incubation est plus longue.

C'est directement après l'éclosion que les nauplies sont les plus nourrissantes. N'attendez donc pas trop longtemps pour les donner à vos poissons ! **(Réf élec n°05).**

I. 9. 3. Culture de l'*Azolla*

L'*Azolla* est une fougère aquatique de surface, fixant en eau douce l'azote atmosphérique par symbiose avec l'algue (*Anabaena*) ; cultivée en rizière en vue d'apporter une fertilisation organique ; cultivée également en association dans système de rizipisciculture ou en combinaison avec un élevage poisson/canard, entraînant un accroissement de production de l'ordre de 15 à 20 % pour l'ensemble **(ARRIGNON J., 2002).**

Elle pousse naturellement dans les milieux lentiques comme les étangs, les marécages, etc. Une plante d'*Azolla* est souvent appelée fronde. Chaque fronde est constituée d'une tige principale **(VAN HOVE, 1989)** dont la longueur maximale excède rarement 3- 4 cm, flottant à la surface de l'eau et couverte de petites feuilles alternes étroitement imbriquées et cachant ainsi la tige. Sa forme est plus ou moins circulaire ou triangulaire selon les espèces. Les espèces d'*Azolla* sont classées en deux sous-genres: *EuAzolla* et *Rhizosperma*.

Le sous genre *EuAzolla* a 5 espèces, à savoir *A. caroliniana* Willd ; *A. filiculoides* Lam ; *A. mexicana* Presl ; *A. microphylla* Kaulf ; et *A. rubra* R.Br ; tandis que le sous –genre *Rhizosperma* possède deux espèces : *A. nilotica* Decne. Ex Mett. (NI) et *A. pinnata* R. Br. **(RAJA. W et al., 2012).**

➤ **Composition générale** : Selon **(ALALADE et al., 2006)**, la farine d'*Azolla pinnata* contient 21,4% de protéines brutes, 12,7% de fibres brutes, 2,7% d'extrait à l'éther, 16,2% de cendres et 47.0% de glucides. L'analyse chimique de *A. pinnata* séché au soleil pendant 3 jours a montré qu'il contient 88,80% de matière sèche, 25,46% de protéines brutes, 2,66% d'extrait à l'éther, 14,80% de fibres brutes, 41,58% d'azote libre, et 15,5% de cendres totales. L'*Azolla* séché contient également 2,25% de calcium et 0,40% de phosphore. La valeur de l'énergie métabolique calculée d'*Azolla* séché est de 1807 kcal / kg (Shamna, 2013).

La teneur en protéines de l'*Azolla* est proche de celle du soja (Liu et al., 2008). Par rapport aux autres plantes aquatiques (*Ipomea aquatica* et *Lemna minor*), l'*Azolla* contient approximativement la même quantité de protéines (27,5 % en moyenne) mais elle est plus riche en parois végétales (47,3 % en moyenne). L'*Azolla* contient en moyenne 5 g lysine/100 g protéines et a un profil en AA relativement bien équilibré **(LETERME et al., 2009)**. *Azolla*

peut être un supplément de protéines précieuses pour de nombreuses espèces animales comme les ruminants, la volaille, les porcs et les poissons (HASAN. NM *et al.*, 2009).

L'*Azolla* contient en moyenne 5 g de lysine/100 g de protéines et a un profil en acides aminés relativement bien équilibré (LETERME *et al.*, 2009). PAOLETTI *et al.*, (1987), ont mesuré 0,8-6,7% de lipides totaux dans *Azolla spp.* avec une forte proportion d'acides gras poly-insaturés. Castillo, (1983) et Querubin *et al.*, (1986) ont mesuré 77-421 ppm de carotène et 254-2800 ppm de xanthophylle chez *Azolla spp.* Semblable aux autres plantes aquatiques, la concentration en nutriments et donc la valeur alimentaire d'*Azolla* dépendrait des conditions de culture (taux de minéraux, température et salinité de l'eau et durée d'ensoleillement), de la densité de la plantation et du stade de récolte. (HÊDJI. C *et al.*, 2014).



Figure n° 15 : Spécimens d'*Azolla*. Source : REYNAUD, (1987) ;
(ARRIGNON J., 2002).

I. 9. 4. La lentille d'eau

A) Description : plante aquatique de la famille des lemnacées. Leur organisation très simple ne comporte qu'une lamelle verte avec ou sans racines. Les fleurs sont réduites et la multiplication végétative par bourgeonnement est active en été (tous les 6 jours). On distingue 5 espèces (*Wolffia arrhiza*) est la plus petite ; la lentille à 3 lobes (*lemna trisulca*) colonise les eaux fraiche ; la petite letille (*L. minor*) forme parfois des tapis épais. La lentille pluri-radiculaire est *Spirodella polyrrhiza* ; la lentille gibbeuse (*L.gibba*) préfère les eaux riches en matière organique. Les lentilles d'eau entrent dans l'alimentation des poissons phytophages (ARRIGNON. J., 2002).

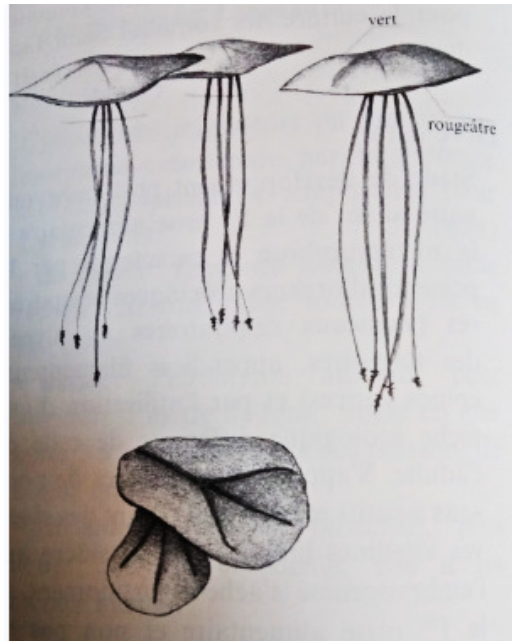


Figure n°16 : Lentille d'eau (*Spirodella polyrrhiza*). Source : **DETHIOUX, (1989) ; (ARRIGNON. J., 2002).**

B) Utilisation de la lentille dans la nutrition des poissons

L'une des principales limites de l'aquaculture est la source d'aliments riches en protéines et à haute valeur biologique.

Souvent, les poissons et les animaux sont nourris avec les déchets animaux des centres de traitement de la viande et du poisson. Au niveau du bétail, la maladie de la vache folle est une conséquence majeure de cette pratique. Un problème courant lié à l'alimentation en protéines animales de poissons carnivores est que les rejets de traitement du poisson sont couramment utilisés et que lorsque les poissons mangent d'autres poissons, ils ont tendance à bioaccumuler les toxines consommées dans la nature. Les PCB et le mercure sont donc concentrés dans les poissons d'élevage.

La lentille d'eau est convertie très efficacement par les poissons herbivores, notamment le tilapia et la carpe. Il est faible en fibres et riche en protéines, ce qui est idéal pour les poissons et l'aquaponie.

Les sources de régimes riches en protéines font défaut, et constituent les éléments les plus coûteux du régime alimentaire, des animaux des pays en développement.

La lentille d'eau, est une source de protéines avec un profil d'acides aminés, qui rivalise avec les sources de protéines animales (**PIERRE. H., 2018**).



II. Matériels et Méthodes

II. Matériels et Méthodes

Pour suivre et maîtriser les reproductions artificielles de la carpe commune et semi artificiel du poisson rouge, 2 stages pratiques ont été réalisés, dans la ferme tixfish à Bordj Bou Arreridj : pour le poisson rouge et à l'écloserie d'El-Ouricia, wilaya de Sétif pour la carpe commune.

II. 1. Prestation des structures d'accueil

II. 1. 1. la ferme Tixfish à Bordj Bou Arreridj

- **Nom de promoteur** : ZERGOUM Ahmed
- **Libellé** : exploitation piscicole rurale intégrée aux différentes activités agricoles.
- **Autorisation de secteur de la pêche et ressource halieutique n°01/2018**
- **Agrément sanitaire** : 342201 du **04/11/2018**.
- **Le lieu** :
 - ✓ **Commune** : tixter au lieu-dit l'Elhmamvha.
 - ✓ **Daira** : Ain Taghroute
 - ✓ **Wilaya** : Bordj Bou Arreridj.
- **Superficie** : 06 Ha22Ares.
- **Sources des eaux** : deux forages
- **Espèces de poisson élevées** : poisson chat africain, *Tilapia nilotica*, poisson rouge.
- **Infrastructure d'élevage** (voir annexe 01):
 - ✓ Bac en plastic de 500 litres/ bac : **20**.
 - ✓ Bac en polyster de 300 litres/bac : **20**.
 - ✓ Bassin en dur (3x1x1) m³: **06**
 - ✓ Bassin circulaire en biton (3m de diamètre et 1.6 m de hauteur) : **20**
 - ✓ Etang de grossissement en geomembranne (40x20x1.5) m³ : **04**.

II. 1. 2. Ecloserie d'El-Ourissia wilaya de Sétif

C'est une écloserie de poissons d'eau douce, d'une capacité de 15 millions de larves, réalisée dans le cadre d'un partenariat avec une société Hongroise (INNOFLEX) au niveau du site Zaïri dans la commune d'Ouricia, à 15 km au nord de Sétif (voir annexe 01)

Cette écloserie est destinée à la reproduction artificielle des poissons dulçaquicole tel que : Le Sandre, les cyprinidés en particulier, notamment les carpes chinoises (carpe Argentée et Carpe à grande bouche).

• **L'Infrastructure de l'écloserie de poissons d'eau douce de l'Ouricia est composée de :**

- ✓ Une retenue collinaire de 5 hectares
- ✓ Un forage de 80 m.
- ✓ Système complexe d'alimentation en eau
- ✓ Système d'évacuation de l'eau
- ✓ Système d'aération avec accessoires
- ✓ Equipement d'alimentation en oxygène raccordé au système de bloc des bouteilles
- ✓ 18 pièces de bouteilles de Zoug pour incubation
- ✓ 6 auges d'élevage larvaire de 200 L, support de larves et ballons d'incubation
- ✓ 6 bassins post-élevage de larves (3 m³)
- ✓ 2 bassins de garde et de manipulation des géniteurs (50 m³)
- ✓ Table et étagères de laboratoire avec les instruments et matières nécessaires pour la reproduction artificielles.

II. 2. Matériels expérimental

II. 2. 1. Dans la ferme Tixfish

Nous avons utilisé le matériels suivant (voir annexes 01):

- 9 bacs en plastiques
- 9 résistances
- Hypophyse
- Eau physiologique
- Aérateur
- Huile essentielle de clou de girofle (eugénol) : anesthésie entre 0.3 et 0.4 ml/10l
- Mortier
- Seringue (3 ml, 1ml)
- 27 individus (9 femelles et 18 mâles)
- Récipient

II. 2. 2. Équipements de l'écloserie d'El-Ouricia

Pour les géniteurs, 04 bassins en polyéthylène de forme carrée de (3m³/bassin) et 03 bassins circulaire de 4 m³ ont été utilisé. Un bassins circulaire de 4 m³ a été utilisé lors de l'élevage larvaire et l'alevinage (voir annexes 01). Ce bassin est alimenté en eau de la retenu via une canalisation avec un débit réduit. Un filtre conçu manuellement est placé au centre du bassin pour éviter la perte des larves/alevins.

II. 3. Méthodes suivies

II. 3. 1. Elevages et cultures annexes

a) **Culture des micros algues** : La préparation des étangs par la fertilisation a été débutée avant l'opération de la reproduction artificielle du poisson, pour le but d'augmenter la production d'organismes alimentaires naturels, qui seront consommés par les larves des poissons. Dans notre expérience, un bassin en biton de volume (48000 m³), a été nettoyé et chaulé ensuite, fertilisé par un sac de fumer organique et de l'*Azolla* (**photo 01**).

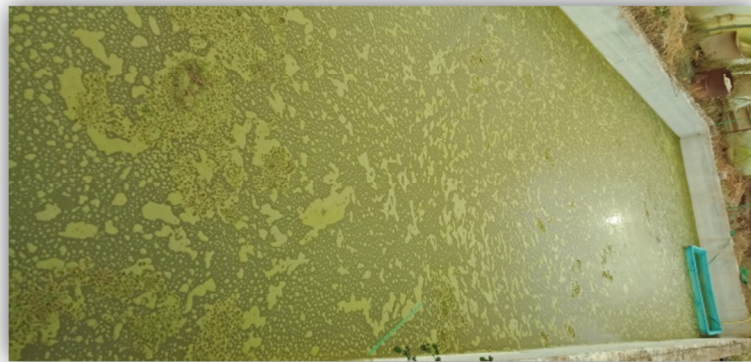


Photo n°01 : bassin en biton préparé pour les alevins

↳ Après 15 jours de la date de fertilisation lorsque l'eau devient vert en ensemence la daphnie.

b) Elevage des daphnies :

Afin d'ensemencer les bassins, les daphnies ont été prélevés à partir d'un bassin exposé à l'aire libre au niveau de la ferme Tixfish, par une souche de *Daphnia magna*, de l'ENSSMAL, à Delly Ibrahim. L'identification de la souche de la daphnie à l'ENSSMAL a été réalisée par (**KHIAR F., 2017**), lors de son étude portant sur la mise en évidence des performances de l'élevage de *D.magna* (**photo 02**).

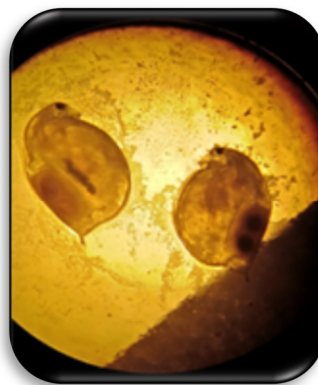


Photo n°02 : Daphnie de la ferme Tixfish sous la loupe binoculaire

L'ensemencement des daphnies dans les bassins d'élevage (ou étang), se fait lorsque l'eau devient verte, et après quelque jours de l'ensemencement des larves de poisson rouge. Cette méthode a été appliquée, par **M. RACHDI. Lakhder**, (ingénieur en aquaculture et gérant de la ferme Tixfish) et elle donne des bons résultats selon lui, car les larves de poisson rouge sont très petites, donc elles commencent à nourrir par les phytoplanctons et les rotifères, ce qui laisse le temps aux daphnies de se reproduire (par parthénogenèse) dans le même bassin fertilisé, pour devenir plus tard leur nourriture préférée.



Photo n° 03 : L'ensemencement des bassins par les daphnies.

c) Culture de l'*Azolla* et de lentille d'eau

Afin de réduire la part des dépenses, notamment en aliments pour poissons, qui est importés à des prix très élevés, les aquaculteurs pratiquent la culture de l'*Azolla* et de lentille d'eau.

Dans la ferme de Tixfish, une quantité de (250g), de lentille d'eau, et (250g) de l'*Azolla* ont été achetées d'un éleveur de poisson à la wilaya de Bouira, placées dans deux bassins spécialement préparés (**photo n°04**), en met au fond du bassin un mélange de terre et des excréments des bétails, puis en ajoute 20cm de l'eau dans le bassin et en met l'*Azolla* ou lentille d'eau. Cette méthode a été expliquée par **Mr FOUZI .Habita** « directeur de la chambre de pêche et aquaculture » dans une journée de formation pour la culture de ces deux plantes, que j'ai assisté le 23/06/2018.

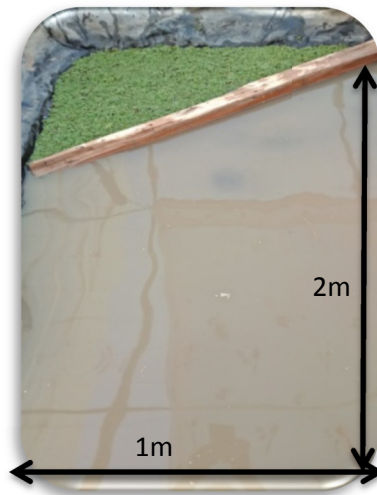


Photo n° 04 : Bassin de l'Azolla

II. 3. 2. La reproduction semi-artificielle de Poisson rouge

II. 3. 2. 1. Géniteurs utilisés

Les géniteurs de poisson rouge utilisé ont été achetés l'année passée chez un grossiste à El Safsafa (Bir khadem), Alger. Quand le Gérant de la ferme Tixfish a Acheté une grande quantité des différentes variétés de poisson rouge d'origine de l'Indonésie. Et les mères en quarantaine dans des bacs bien oxygénés en utilisant le bleu de méthylène, afin de prévenir les maladies. (**Photo 05**), ensuite il a choisie selon le cycle de reproduction de l'année passée les meilleurs géniteurs.



Photo n°05: les bacs des géniteurs de poisson rouge.

Le choix des géniteurs s'est basé sur:

- L'état sanitaire des sujets qui ne doivent présenter aucun symptôme ou malformation.
- La bonne apparence du corps (la forme, les couleurs, les nageoires...).
- Pour les femelles, celui qui donne plus des œufs selon les cycles passés.
- Pour les mâles, celui qui libère la laitance sous l'effet d'une légère pression abdominale c'est bon géniteur. **(Photo 6)**.
- Pour les mâles Shubunkin, on voit des boutons de noces sur les opercules, indice de maturité.

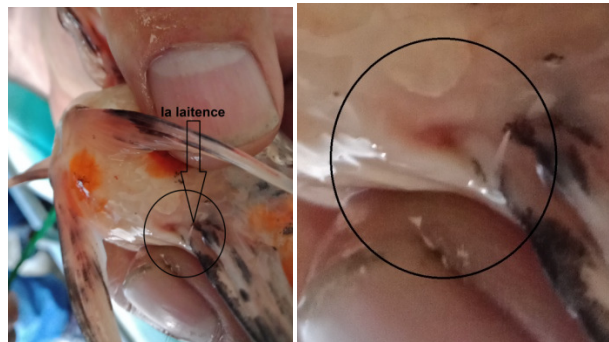


Photo n°06: un mâle qui libère la laitance après une légère pression abdominale.

Au total, 27 géniteurs ont été utilisés, (18 mâles et 9 femelles). L'espèce est représentée par plusieurs variétés.

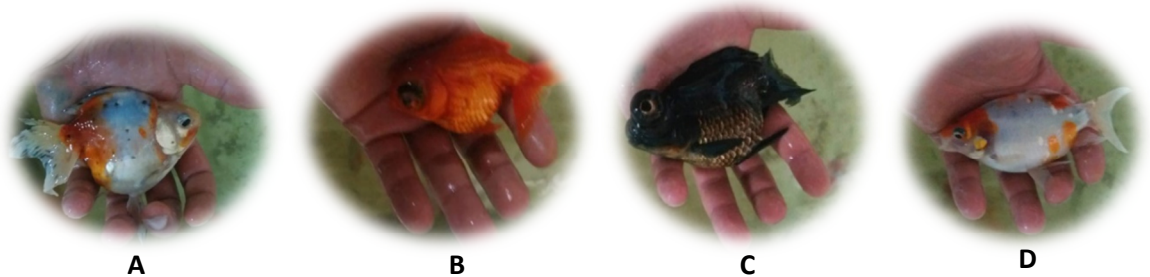


Photo n° 07 (A, B, C, D): Les variétés des géniteurs de poisson rouge utilisées (de gauche au droite ; **Ryukin, Telescope, Black Moor, Shubunkin**).

II. 3. 2. 2. Acclimatation et adaptation des géniteurs de poisson rouge

La ponte des femelles poisson rouge a lieu dans les deux à quatre (2-4) semaines de leur transfert dans des bacs de ponte à 24°C (SCHLUMBERGER O. et GIRARD P., 2013).

Dans notre expérience, 2 bacs de 500 litre ont été séparés pour séparer les deux sexes. L'aliment utilisé pour les géniteurs, "NATURALLEVA" un aliment artificiel de l'importation, (voir annexe 01)

L'aliment a été distribué deux fois par jours durant toute la période d'adaptation, sauf les 24 heures avant le traitement hormonal.

II. 3. 2. 3. Anesthésie

il est recommandé d'utiliser l'anesthésie idéal à une concentration bien définie pour éviter tout stress susceptible d'avoir des effets néfastes sur les performances reproductives des géniteurs (**photo 8**), dans notre expérience, l'éthanol a été utilisé comme anesthésie à une dose de 0,1 ml /L vu la petite taille des géniteurs, tandis que les doses recommandées sont de 0,2 à 0,5 ml/L à une température d'eau entre 22 et 24 °C (**BILLAED R, 1995**).



Photo n°08 : poisson rouge dans l'anesthésie.

II. 3. 2. 4. Contrôle pondéral et mesure de taille

Pour la pesée des géniteurs de poisson rouge, une balance numérique a été utilisée, (**SCA 301**) et pour la taille, une simple règle métallique a été utilisée pour mesurer la longueur totale.



A

B

Photo n°09 (A, B) : Mesure de la longueur totale et du poids des géniteurs de poisson rouge.

Tableau n°01: taille et poids des géniteurs de poisson rouge utilisés

BAC	variété	sexe	Poids (g)	Longueur total (cm)
1	Télescope	F	41	12
	Black Moor	M	19	10
	Black Moor	M	22	10
2	Shubunkin	F	66	10
	Shubunkin	M	64	13
3	Black Moor	F	125	18
	Black Moor	M	21	10
	Ryukin	M	88	15
4	Black Moor	F	84	13
	Black Moor	M	18	10
	Black Moor	M	23	10
5	Voile de chine	F	80	14
	Shubunkin	M	58	15
	Shubunkin	M	57	18
6	Ryukin	F	80	12
	Ryukin	M	98	15
7	Black Moor	F	67	14
	Ryukin	M	63	13
8	Black Moor	F	71	14
	Black Moor	M	22	10
	Black Moor	M	25	10
9	shubunkin	F	62	11
	shubunkin	M	47	11
	Voile de chine	M	41	11

II. 3. 2. 5. Traitement hormonal

II. 3. 2. 5. 1. Préparation de la solution injectable pour le poisson rouge

La solution injectable a été préparée à base des hypophyse broyées et homogénéisées dans de l'eau physiologique (0,9 %).



Photo n°10: préparation de la solution hormonale

II. 3. 2. 5. 2. Doses, nombre et lieu d'injection de poisson rouge

Pendant le traitement hormonal, les géniteurs doivent être retirés du bain d'anesthésie dès qu'il y a perte d'équilibre. Par la suite ils sont séchés à l'aide d'une serviette propre et maintenus sur une table de manipulation.

Calcul de la dose injectable: 1 kg (poisson) \implies 0.5 ml (solution injecté)

Exemple de calcul de la dose injectée: (poisson qui pèse 64 g)

$$\begin{array}{l}
 1000\text{g} \implies 0.5\text{ml} \\
 64\text{g} \implies X
 \end{array}
 \left. \vphantom{\begin{array}{l} 1000\text{g} \\ 64\text{g} \end{array}} \right\} \boxed{X = 0.033\text{ml.}}$$

Le poids d'un grain d'hypophyse = 3mg.

Le poids totale des géniteurs de poisson rouge =1003g, une seule graine d'hypophyse a été utilisé pour la préparation de solution injectable.

L'opération de l'injection a été réalisé à l'aide d'une seringue d'un ml par voie intra péritonéal lors d'une injection unique à mi-distance entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale sous les écailles et non à travers, suivant un angle de 45°, ou bien à la base de la nageoire pelvienne (TARGONSKA K. et KUCHARCZYK D., 2001).

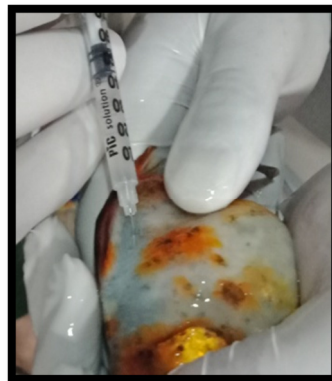


Photo n°11 : Injection hormonal chez un géniteur (Shubunkin).

Tableau n°02. Récapitulatif des doses hormonales injectées au poisson rouge

N°	sexe	Variété	Taille (cm)	Poids (g)	Dose de solution injectée (ml)
01	♀	Télescope	12	41	Non injectés
	♂	Black Moor	10	19	
	♂	Black Moor	10	22	
02	♂	Shubunkin	10	66	0.032
	♀	Shubunkin	13	64	0.033
03	♀	Black Moor	18	125	0.0625
	♂	Black Moor	10	21	Non injecté
	♂	Ryukin	15	88	0.044
04	♀	Black Moor	13	84	0.042
	♂	Black Moor	10	18	Non injecté
	♂	Black Moor	10	23	Non injecté
05	♀	Black Moor	14	80	0.04
	♂	Black Moor	15	21	0.029
	♂	Black Moor	18	23	0.028
06	♀	Ryukin	12	80	0.04
	♂	Ryukin	15	98	0.05
07	♀	Black Moor	14	67	0.03
	♂	Ryukin	13	63	0.03
08	♀	Black Moor	14	71	0.04
	♂	Black Moor	10	22	Non injecté
	♂	Black Moor	10	25	Non injecté
09	♀	Shubunkin,	11	62	Non injecté
	♂	Shubunkin	11	47	
	♂	Voile De Chine	11	41	

Totale de poids des femelles= 674g

- ✓ Les poissons de (bac 1) et (bac 9), ne sont pas injectés.
- ✓ **La date de l'injection: 24/05/2019. A partir de 18 :00h**

II. 3. 2. 5. 3. Reproduction et Incubation des œufs:

Les poissons injectés ont été placés dans des bacs bien préparés (**Photo n°21**) pour la reproduction, et l'incubation des œufs, avec un support de ponte manuellement fabriqué, une résistance pour garder la température entre 22 et 24°C, et un aérateur pour l'oxygénation.

Les poissons non injectés (bac 1 et 9), ont été placés dans les mêmes conditions pour faire la reproduction naturelle par choque thermique (la température de premier milieu, de 14 au 16°C).

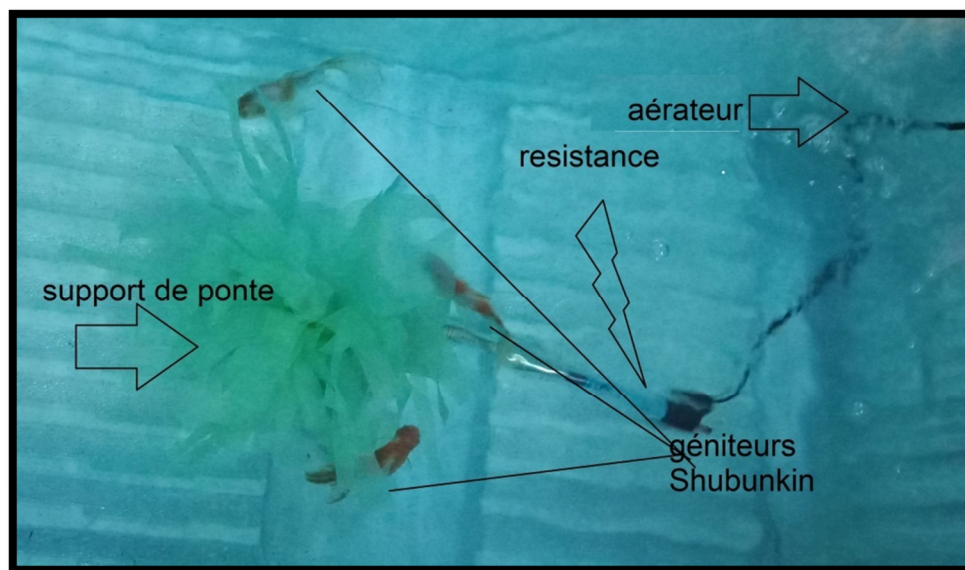


Photo n°12: les compositions du bac de reproduction semi_ artificielle de poisson rouge.

Le **26/05/2019 à 04 :00** de matin, la reproduction commence dans la plus part des bacs, jusqu'à le soir de la même journée. Lorsque la reproduction naturelle est terminée, et pour éliminer le risque de dévorer les œufs, les géniteurs de poisson rouge ont été enlevés des bacs de reproduction, et déplacés vers d'autres bassins de repos.

II. 3. 3. La reproduction artificielle La Carpe commune

II. 3. 3. 1. Géniteurs utilisés : Les géniteurs ont été récoltés du lac Oubaira El KALA (06 femelles), des bassins situés dans la présidence à Zeralda, (46 mâles et 39 femelles), et une femelle du barrage de Guelma. Au total à l'écloserie 92 géniteurs, 46 mâles et 46 femelles, après la sélection des bons géniteurs, le nombre des femelles devient : 34, les mâles : 37.

Pour la sélection des géniteurs, 4 critères ont été retenus :

- ✓ Individus matures.
- ✓ Individus en bonne santé.
- ✓ Absence de blessures.
- ✓ Absence des parasites.

05 individus parmi les femelles arrivées de Zeralda, commencent à jeter les œufs dans le bassin de sélections ce qui nous a obligé de faire un stripping. **(Photo 26).**

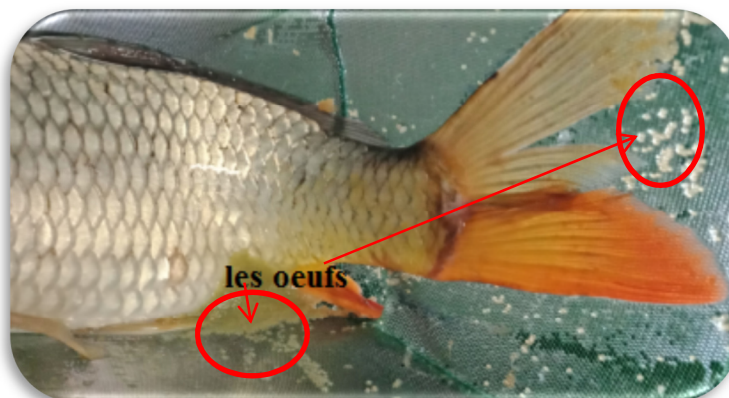


Photo n°13 : Une femelle libère les œufs dans l'épuisette.

❖ Une femelle arrivée du barrage de Guelma, morte avant la reproduction, la dissection de cette femelle nous a montré que le sac ovigère est plein des œufs **(Photo 27).**



Photo n° 14 : Femelle morte avant la reproduction

II. 3. 3. 2. Acclimatation et adaptation des géniteurs de poisson rouge

Pour assurer l'acclimatation des géniteurs, et leur adaptation avec le nouveau milieu de vie, nous avons passé par les étapes suivantes :

- ↳ 4 bassins préalablement désinfectés ont été utilisés pour le stockage des géniteurs pêchés
- ↳ Les bassins sont alimentés en eau par une tuyauterie et équipés d'une vanne pour la vidange.
- ↳ La séparation des deux sexes, deux bassins pour les femelles et deux pour les mâles
- ↳ Surveiller la température des bassins pendant toute la nuit (une fois par une ou deux heures) et augmenter le nombre de thermostats si la température tombe en dessous du niveau requis.

II. 3. 3. 3. Anesthésie

Les géniteurs de la carpe commune, sont placés un par un dans un bassin contenant un anesthésiant (Eugénol) $C_{10}H_{12}O_2$, pour l'anesthésie temporaire (L'une après l'autre). Il est recommandé d'utiliser un anesthésie idéal à une concentration bien définie pour éviter tout stress susceptible d'avoir des effets néfastes sur les performances reproductives des géniteurs **(Photo 15)**.

Pour les deux essais à El-Ouricia, l'Eugénole a été utilisé à une dose de 5 ml /100 L d'eau.



Photo n° 15 : Géniteurs de carpe commune dans l'anesthésie.

II. 3. 3. 4. Contrôle pondéral et mesure de taille.

Pour la pesée des géniteurs de la carpe commune au niveau de l'écloserie, la balance utilisée, est de type (ZENATI modèle TCS 60 A) de 60 kg max, **(Photo 16)** et pour les tailles une règle de mensuration **(Photo 17)**.



Photo n° 16 : balance pour la pèse des poids photo n°17 : règle de mensuration de taille

Dans le premier essai, 27 géniteurs utilisés ont été mis dans des bassins de stabulation, munis par des résistances à thermostat pour maintenir la température à 24°C, avec une aération permanente, la première injection des femelles a été effectuée le **17/04/2019 à 14h :30**.

Tableau n°03 : Les géniteurs des carpes communes utilisés dans le premier essai (13 Femelles, 14 Mâles).

N° de bassin	Sexe	Poids (g)	Longueur total (cm)	Tours d'abdomen
01	♀	930	42	26
	♀	920	43	25.5
	♀	800	40	25
	♀	920	41.7	26.5
	♀	1000	43.5	26.5
	♀	920	41.7	25.5
02	♀	580	31.5	27.5
	♀	2014	56.2	33
	♀	440	29.7	21.3
	♀	450	31.5	20.3
	♀	490	31.2	22.1
	♀	400	29.6	19.5
	♀	550	32.3	20.3
03	♂	3000	56.3	39.5
	♂	600	36.6	22.1
	♂	550	35.1	21.6
	♂	600	39.2	20.9
	♂	720	39.5	22.8
	♂	790	47	23
	♂	630	38.5	22
04	♂	1010	42.5	28.5
	♂	840	41.3	24
	♂	580	38.1	21.5
	♂	470	40	21.2
	♂	580	39.8	21.7
	♂	680	32.3	23.1
	♂	600	39.6	22.9

Pour le deuxième essai ; 16 géniteurs utilisés (09 femelles et 7 mâles), ont été mis dans les mêmes conditions que dans le premier essai, sachant que la première injection des femelles a été effectuée le **03/05/2019**.

Tableau n°04 : les géniteurs de la carpe commune utilisé dans le deuxième essai (09 femelles et 7 mâles).

BASSIN	SEXE	POIDS (g)
01	♀	700
	♀	1300
	♀	900
	♀	600
	♀	700
02	♀	500
	♀	600
	♀	500
	♀	500
04	♂	900
	♂	2000
	♂	800
	♂	1100
	♂	800
	♂	700
	♂	700

II. 3. 3. 5. Traitement hormonal

✓ Hypophysation

L'hypophysation est l'étape la plus essentielle pour la reproduction car elle provoque le développement des organes génitaux :

- chez la femelle œuvée, elle provoque la maturation et la séparation des œufs de la paroi des ovaires d'où l'expulsion des œufs;
- chez le mâle, la maturation et l'émission de laitance.



Photo n°18 : Hypophyse

II. 3. 3. 5. 1. Préparation de la solution injectable pour la carpe commune

Les femelles reçoivent deux injections :

➤ **La première injection (10 %)**

On commence par l'estimation de poids total des femelles, dans les deux essais

↳ Pour le premier essai, le poids totale des femelle du bassin 02 (4924 g) ≈ 5 kg.

On a:

1 kg → **0.3 mg** d' hormone ⇨ **5 kg** → **1.5 mg**

On prend une graine d'hypophyse (sachant que chaque une pèse presque 3 mg).

Pour la solution on a :

1 kg → **0.5 ml** de Biolyse ⇨ **2 kg** → **2.5 ml**

Alors on met **2.5 ml** de biolyse pour **1.5** d'hypophyse.

↳ Pour le deuxième essai, l'estimation de poids total des femelles dans les deux bassins (le poids estimé est de 6.3 kg). ≈ 7kg

On a:

1 kg → **0.3 mg** d' hormone ⇨ **7 kg** → **2.1 mg**

On prend une graine d'hypophyse (sachant que chaque une pèse presque 3 mg).

Pour la solution on a :

1 kg → **0.5 ml** de Biolyse ⇨ **7 kg** → **3.5 ml**

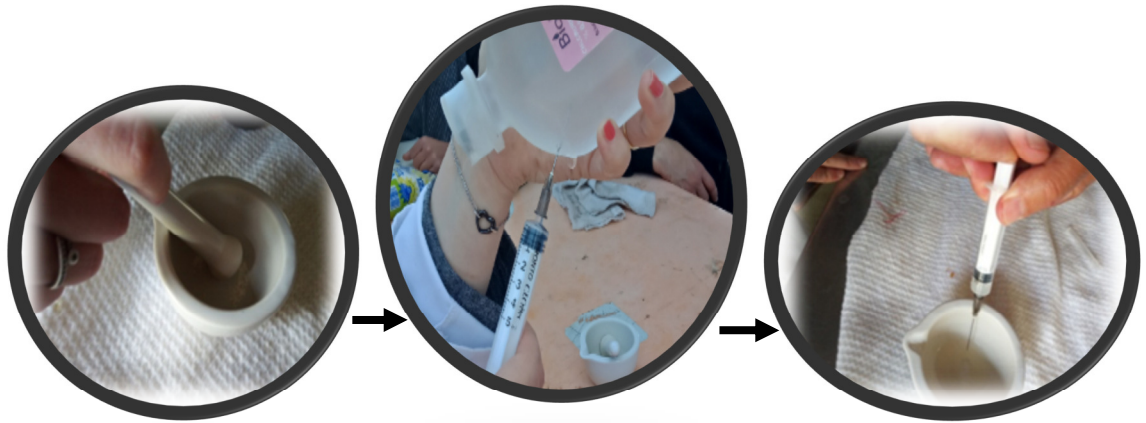


Photo n° 19 : Préparation de l'injection d'hormone (hypophyse).

❖ **La deuxième injection (90%)**

Le poids exact des poissons est 6,5 kg

On a:

$$\begin{array}{ccccccc}
 1\text{kg de poissons} & \longrightarrow & 3 \text{ mg hormone} & \Longrightarrow & 6,5 \text{ kg} & \longrightarrow & 19,5 \text{ mg} \\
 19.5 \text{ mg} & \longrightarrow & 100\% & \Longrightarrow & 90 \% & \longrightarrow & 17.5\text{mg}
 \end{array}$$

Pour savoir le nombre de granulés à utiliser on divise 17,5 sur 3 \approx 6 granulés.

Pour la solution :

$$1\text{kg} \longrightarrow 1\text{ml}, \quad \text{donc, } 6,5\text{kg} \longrightarrow 6,5 \text{ ml}$$

Alors on met **6,5 ml** de biolyse pour **17.5 mg** d'hypophyse.

Après la deuxième injection, on les a cousus afin que les œufs ne se perdent pas dans l'eau.

Après la deuxième injection, l'ouverture génitale de la femelle, est courue pour but d'empêcher les œufs de sortir (**Photo 20**).



Photo n° 20 : Coudre l'orifice génital.

↪ Les mâles reçoivent une seule injection de l'hormone Ovopel (100 %).

1 granulé Ovopel → 4mg

1 kg de poisson → 2 mg d'hormone

12 kg (poids total des mâles de premier essai) → 24 mg d'hormone = 06 granulés.

Le poids estimé pour le premier essai, est de **12 kg**, On a met **24 mg** d'Ovopel dans **12 ml** de biolyse.

07 kg (poids total des mâles de deuxième essai) → 14 mg d'hormone =4 granulés

On met **14 mg** d'Ovopel dans **07 ml** de biolyse.

↪ **L'utilisation de l'hormone Ovaprime**

Pour les femelles du bassin 01 de premier essai, l'hormone utilisée est « Ovaprime » (photo 21). La dose est écrite dans la boîte 05ml/kg de poisson par injection.



Photo n°21 : L'injection du géniteur par l'Ovaprime

Tableau n°05. Récapitulatif des doses et hormones injectées pour le 1^{er} essai carpe commune

N° de bassin	Sexe	Poids (g)	Longueur total (cm)	Tours d'abdomen	Type d'hormone	Dose injectés
01	F	930	42	26	Ovaprimé	0.5
	F	920	43	25.5		0.5
	F	800	40	25		0.4
	F	920	41.7	26.5		0.5
	F	1000	43.5	26.5		0.5
	F	920	41.7	25.5		0.5
02	F	580	31.5	27.5	hypophyse	0.6
	F	2014	56.2	33		2.2
	F	440	29.7	21.3		0.5
	F	450	31.5	20.3		0.5
	F	490	31.2	22.1		0.5
	F	400	29.6	19.5		0.5
	F	550	32.3	20.3		0.6
03	M	3000	56.3	39.5	Ovopel	2.5
	M	600	36.6	22.1		0.6
	M	550	35.1	21.6		0.6
	M	600	39.2	20.9		0.6
	M	720	39.5	22.8		0.7
	M	790	47	23		0.8
	M	630	38.5	22		0.6
04	M	1010	42.5	28.5	Ovopel	1.2
	M	840	41.3	24		0.8
	M	580	38.1	21.5		0.6
	M	470	40	21.2		0.5
	M	580	39.8	21.7		0.6
	M	680	32.3	23.1		0.7
	M	600	39.6	22.9		0.6

Tableau n° 06 Récapitulatif des doses et hormones injectées pour le 2ème essai de la carpe commune

	DATE	BASSIN	SEXE	POIDS Kg	DOSE mg/kg	SOLUTION ml/kg
1 ^{ère} Injection	03/05/2019	01	♀	0,7	0,21	0,7
		01	♀	1,3	0,39	1,3
		01	♀	0,9	0,27	0,9
		01	♀	0,6	0,18	0,6
		01	♀	0,7	0,21	0,7
		02	♀	0,5	0,15	0,5
		02	♀	0,6	0,18	0,6
		02	♀	0,5	0,15	0,5
		02	♀	0,5	0,15	0,5
2 ^{ème} Injection	04/05/2019	01	♀	0,7	2,1	0,7
		01	♀	1,3	3,9	1,3
		01	♀	0,9	2,7	0,9
		01	♀	0,6	1,8	0,6
		01	♀	0,7	2,1	0,7
		02	♀	0,5	1,5	0,5
		02	♀	0,6	1,8	0,6
		02	♀	0,5	1,5	0,5
		02	♀	0,5	1,5	0,5
		04	♂	0,9	2,7	0,9
		04	♂	2	6	2
		04	♂	0,8	2,4	0,8
		04	♂	1,1	3,3	1,1
		04	♂	0,8	2,4	0,8
		04	♂	0,7	2,1	0,7
		04	♂	0,7	2,1	0,7

II. 3. 3. 6. Prélèvement des gamètes

II. 3. 3. 6. 1. Prélèvement des ovules

Pour cela, on a suivi la méthode (d'HUET, 1970). Les femelles ont été capturés et anesthésiés puis séchés avec des serviettes et maintenues dans les mains de l'opérateur en position inclinée, la tête vers le haut, le ventre vers le récipient et on masse doucement le bas des flancs de la femelle en descendant de la région antérieure du tronc jusqu'à l'orifice

général. La pression se répète plusieurs fois afin de d'extraire le maximum d'ovules. Les ovules récupérés sont recueillis dans un récipient sec (**Photo 22**)

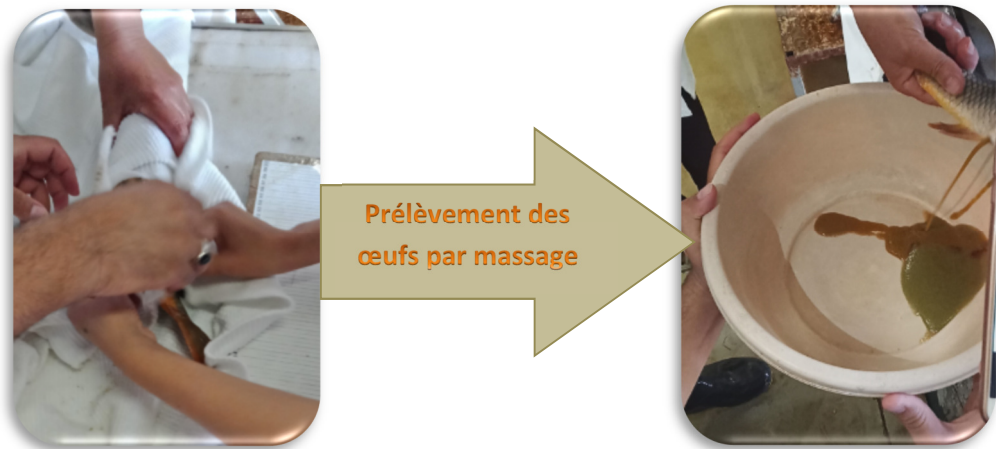


Photo n°22 : Prélèvement des ovules

II. 3. 3. 6. 2. Prélèvement de la laitance

Après nettoyage de la papille génitale du poisson (pour éviter la contamination de La laitance par l'urée et de l'eau), nous procédons directement à des massages abdominaux pour la récupération de la semence par une seringue. (**Photo 37**)



Photo n°23 : Récupération de la laitance de la laitance.

II. 3. 3. 7. Fécondation

Les œufs libérés sont recueillis dans un récipient sec en matière plastique.

Par une opération analogue, on fait jaillir la laitance des mâles dans le même récipient contenant les œufs à l'aide d'une seringue, puis on a fait un mélange rapide et délicat, à l'aide d'un pinceau souple (**Photo 24**).

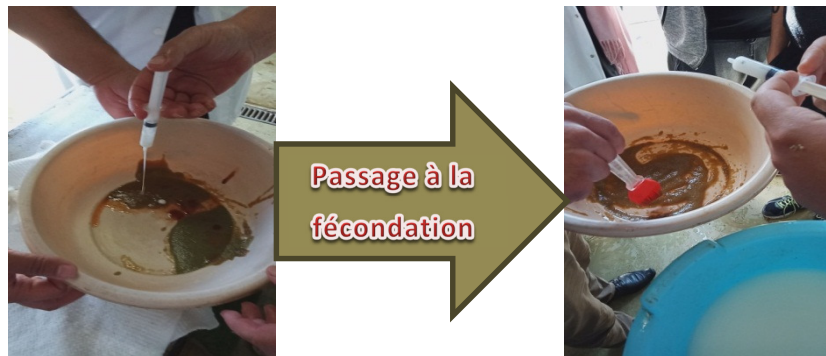


Photo n° 24 : Mélange rapide des ovules avec la laitance

II. 3. 3. 8. Elimination de l'adhésivité

Cette étape est très importante, pour éviter le colmatage des œufs durant l'incubation, car les œufs de la carpe commune (*Cyprinus Carpio*), deviennent très adhérents lorsqu'ils sont en contact avec de l'eau. Leur colmatage empêche l'éclosion des œufs et provoque la fixation et l'évolution de certains germes pathogènes, et par conséquent un faible taux d'éclosion. (DAHMANI. H., 2015).

Pour éliminer l'adhésivité, nous avons mélangé les œufs fécondés avec du lait pasteurisé, puis nous avons dilué au 1/5^{ème} avec de l'eau. (ou 100g de lait en poudre), plus 10 g NACL dans 10L de l'eau. Après 20 min, rinçage et traitement du tanin (3.5g/10 L) d'après (SCHLUMBERGER. O and GIRARD. P., 2013). Le mélange se fait délicatement dans un récipient pendant 45min, en utilisant une plume artificielle, bien désinfectée. Ensuite nous avons renouvelé le lait tous les 15 min. Après de passé à l'incubation nous avons rincé les œufs avec de l'eau (Photo. 25).



Photo n°25 : L'utilisation du lait pour l'élimination de l'adhésivité



Photo n°26 : L'utilisation de tanin pour l'élimination de l'adhésivité

II. 3. 3. 9. Incubation des œufs

C'est une étape très délicate qui exige une eau de bonne qualité et donc le contrôle des différents paramètres afin de fournir toutes les conditions favorables au développement embryonnaire.

Pour le premier essai on a utilisé 03 bouteilles de Zoug, (**photo 27**).



Photo n°27 : Incubation des œufs de la carpe commune (*Cyprinus Carpio*)

Pour le deuxième essai, les produits sexuels récupérés sont d'abord mélangés à sec pendant 2-3 mn. On mélange rapidement pendant 10 sec, on remplit le récipient d'eau puis verse le mélange dans les nids. Ces derniers seront plongés dans des bassins remplis d'eau une température de 23-24°C.



Photo n° 28 : Fécondation Incubation des œufs dans des nids.

NB : dans le deuxième essai on n'a pas utilisé les bouteilles de Zoug à cause de la basse température, et des faibles quantités d'œufs et de laitance.

II. 3. 3. 10. Éclosion

Selon **LI et al., (1959) in (TSAI H. Y. et al., 2013)**, l'éclosion chez le poisson rouge, a lieu dans 3 jours environ après la fécondation (60 à 70h) à 25°C. Tandis que, l'éclosion des œufs de la carpe commune a lieu de 3,5–4 jours dans des températures de 20–22 (**FAO, 1981**).

La durée d'incubation des œufs de poisson rouge et de (90-115) degré jours des températures de 20-22 (**SCHLUMBERGER O.AND GIRARD P., 2013**), Et de 90 degré jours dans des températures de 19-21 °C (**BRUSLE J. AND QUIGNAR J.P., 2001.**)

On prépare les bassins (les nettoyer, désinfecter et placer le nouveau filtreur que nous avons réparé) pour mettre les larves dedans après 3 jours.

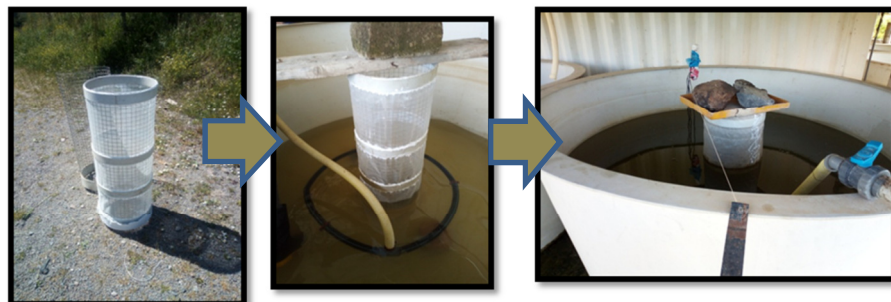


Photo n°29 préparation des bassins larvaire.

II. 4. L'alimentation

II. 4. 1. poisson rouge

Après les trois jours de la résorption du sac vitelline, les larves de poisson rouge ont été alimentées par le jaune d'œuf pendant une journée ; ensuite par l'artémia pendant 15 jours (photo n°29).

Pour préparer l'artémia : nous avons utilisé 04 bouteille remplit d'un litre d'eau. Une quantité de 1g artémia dans chaque bouteille dans une salinité de 36‰, avec un aérateur pour l'oxygénation, l'éclosion de l'artémia après 30 heures, dans une température de 24 à 26°C.

↳ L'artémia a été distribué 02 fois par jour pendant 02 semaines.

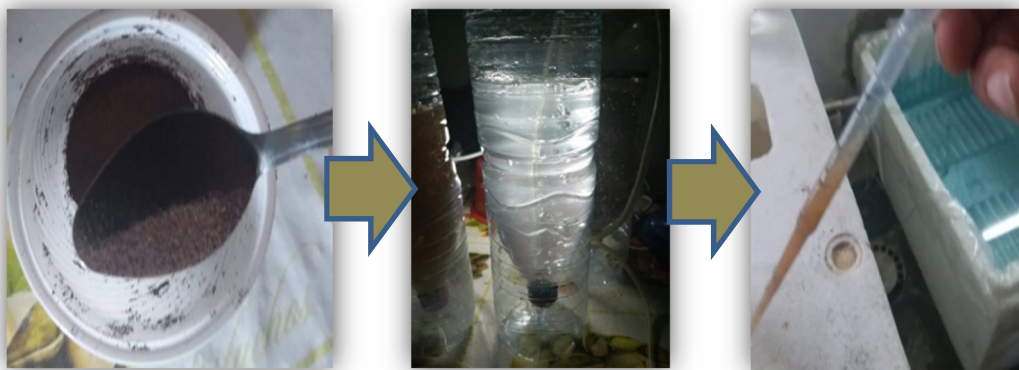


Photo n° 30: L'utilisation de l'artémia pour nourrir les larves de poisson rouge.

II.4.2. carpe commune

Dans la station expérimentale d'Ouricia, les larves de la carpe commune commencent à nourrir de jaune d'œuf après les trois premiers jours de l'éclosion. Ensuite, nous leur donnons de la nourriture artificielle après broyage et dissolution dans l'eau et par l'eau verte aussi.



Photo n°31 : La nourriture des larves

II. 5. Suivre larvaire

Après l'éclosion des œufs et lorsque les larves commencent à nager librement on estime de nombre des larves par la méthode suivante:

Méthode pratique : V0 (V0=1L)

↪ Un échantillon de (1 L) a été prélevé au hasard de chaque bassin des larves.

↪ Le nombre total N_t est calculé selon la règle suivante

$1l \longrightarrow N_0$

$V_t \longrightarrow N_t$

$$N_t = (N_0 \times V_t) / 1$$

➤ **L'observation des larves**

On a utilisé pour l'observation et les mensurations des tailles des larves, la loupe binoculaire électronique modèle 'euro tek', et un pc portable avec logiciel 'scope image'



Échantillon01 : 130.3 um



Échantillon02 : 145.04 um

**Photo n° 32 : Observation des larves de 10 jours
(Echantillon 01 et 02 ; Moyenne=137.67 um)**

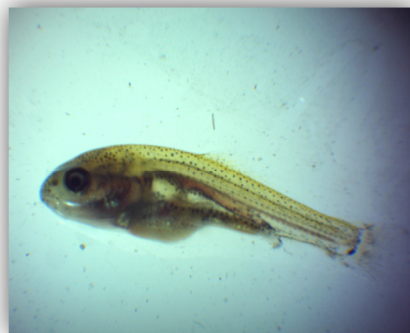


Photo n° 33 : Observation des larves de 17 jours.

II. 6. Transfert des larves

II. 6. 1. poisson rouge : le 18/06/2019, après 18 jours de l'éclosion, les larves ont été transférées dans un bassin en biton (12x4x1.5) m³. Qui a été fertilisé 15 jours avant cette opération (**photo n°34**), par un sac de fumier organique, où la daphnie a été élevée, et l'*Azolla* a été ajoutée, pour la fertilisation du milieu et pour qu'elle devienne un support pour les micro-organismes.



Photo n°34 : L'opération de transfert des larves dans le grand bassin

II. 6. 2. carpe commune

↳ Après quelques jours de l'éclosion, les larves ont été transférées dans des sacs en plastique pour l'empeisonnement de barrage de Ain- Defla ‘ environ 100000 larves de Carpe communes’



Photo n°35 : La livraison des larves



III. résultat et discussion

III. Résultats et discussion

III. 1. Suivre de l'élevage et culture annexe

- Le premier résultat obtenu, est la réussite de l'élevage de la daphnie, et des cultures de l'*Azolla* et de la lentille d'eau.

III. 1. 1. Elevage de la daphnie

Après 20 jours de l'ensemencement de la daphnie, dans de l'eau verte dans un bassin en biton préparer pour les alevins, l'eau devient claire et en voie à l'œil nue une densité très élevé de la daphnie, mais malheureusement que le non contrôle de milieu de culture, et l'utilisation continue des daphnies pour alimenter d'autres poissons dans la ferme, ne nous ont pas permis de la calculer . Ainsi que, plusieurs paramètres n'ont pas été pris en compte lors de son élevage, tel que la nourriture (micro-algue et levure), concentration en oxygène dessus, pH, intensité lumineuse, etc., qui semble être des paramètres clés lors d'un suivie de production des daphnies (**BERGE W. F. T., 1978 ; HANAZATO T., 1996 ; CHEN L. et al., 2012**), donc il été difficiles pour nous de calculer les résultats productifs de notre daphnie.

III. 1. 2. Culture de l'*Azolla* et de la lentille d'eau

- ↪ Après un mois de culture de l'*Azolla* dans un bassin de diamètres (2x1x0.20) m³, les plantes couvre toute la surface de ce dernier. (**Photo 36**).

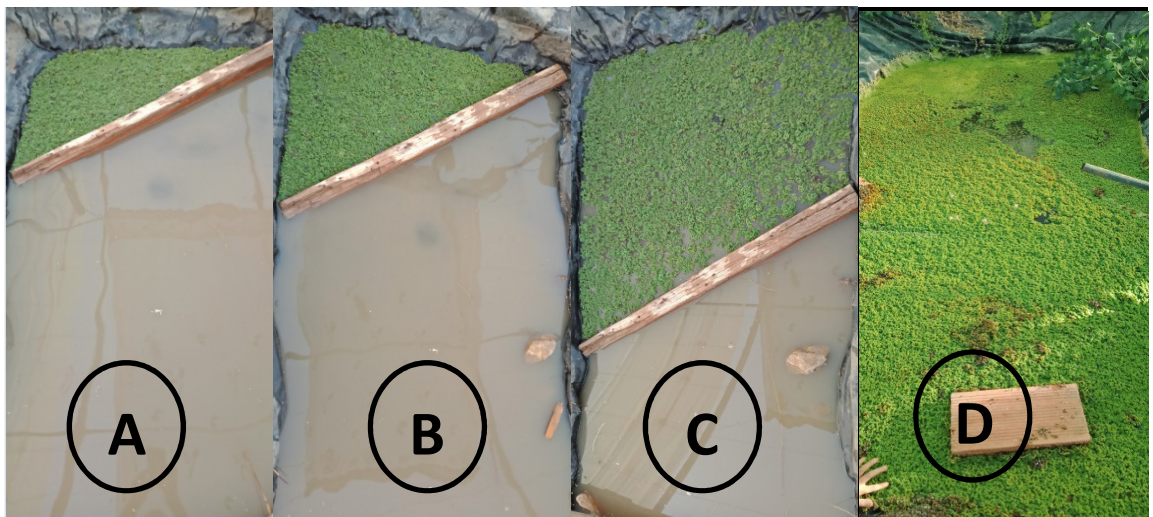
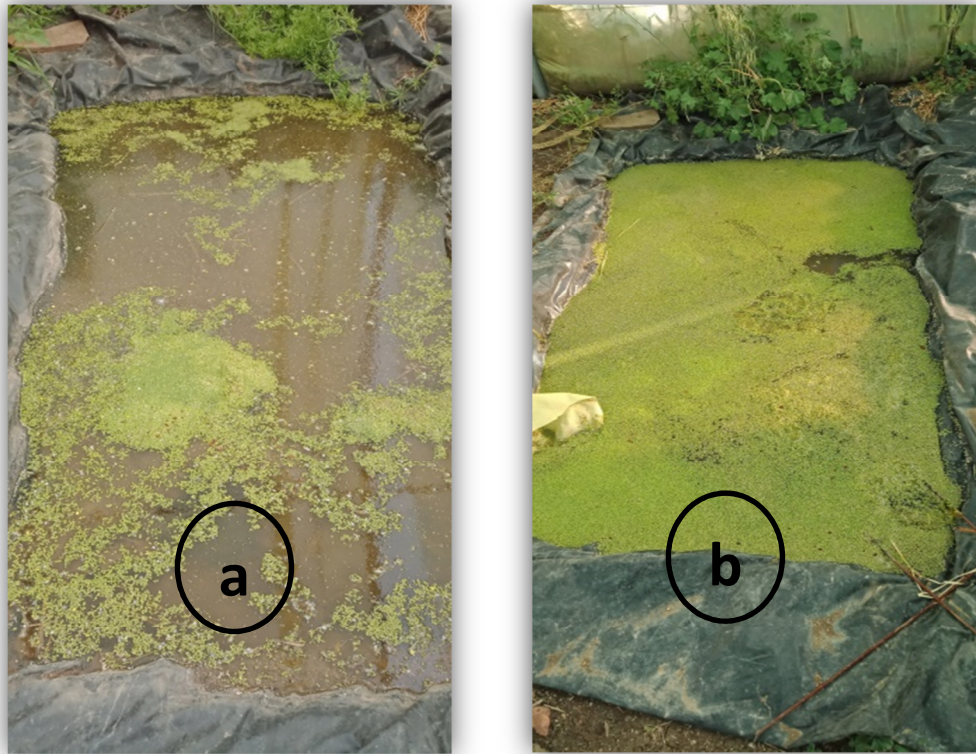


Photo n°36 : Evolution de l'*Azolla* dans 04 semaines (A, B, C, D).

- ↪ En ce qui concerne la lentille d'eau, au début elle devient jaune et cesser de se reproduire. Un mois après, elle a commencé de faire de nouvelles feuilles vertes, jusqu'à le remplissage de toute la surface du bassin (**Photo 37**).



Photon° 37: Evolution de la lentille d'eau

En plus de l'utilisation de l'*Azolla* comme engrais vert dans les rizières, dans de nombreux pays asiatiques (SERAG MS *et al.*, 2000), Elle est utilisée aussi dans le traitement des eaux riches en nutriments par bio-filtration (COHEN-SHOEL *et al.*, 2002).

Du fait de ses caractéristiques nutritionnelles, l'*Azolla* est convenable pour la consommation humaine et pour l'utilisation autant que supplément alimentaire à divers animaux comme : poisson, canards, bétail, volaille etc. Afin de réduire le coût de l'alimentation (HASSAN *et al.*, 2009 ; RAJA *et al.*, 2012). Au Bénin, l'*Azolla* a été utilisé avec succès dans l'aquaculture (SHIOMI et KITO, 2001 ; FIOGBE *et al.*, 2004).

Dans notre expérience, pour minimiser les coûts de la nourriture de nos poissons, l'*Azolla* et la lentille d'eau, ont été distribuées une seule fois par jour, soit séchées (Photo 38 et 39), ou bien à l'état naturel (Photo 40). Nous avons remarqué que les petits poissons préfèrent la lentille d'eau, et ceci à cause de la taille petite de ses feuilles par rapport à l'*Azolla*, ce qui se convient avec la taille de leur bouche.



Photo n°38 : *Azolla* séchée pendant 03 jours



photo n°39 : *Azolla* broyé



Photo n°40 : L'utilisation de l'*Azolla* et de la lentille d'eau frais

III. 2. Suivre de la reproduction semi- artificiel de poisson rouge « *Carassus Auratus* »

III. 2. 1. suivre des géniteurs

Aucune mortalité n'a été signalée sur les géniteurs étudiés, durant la période de stage de reproduction semi-artificielle de poisson rouge, dans la ferme Tixfish à Bordj Bou Arréridj, cela est expliqué par leur adaptation au milieu (les anciens géniteurs ont plus d'une année dans la ferme), ainsi que l'absence de stripping dans la méthode de reproduction semi-artificielle réduit le taux de mortalité des géniteurs (FAO, 1982).

Nos résultats sont très satisfaisants, on les compare avec les résultats de stripping obtenu dans les écloserie de la Hongrie qui varient entre 30 et 50% selon FAO, 1982.

Après l'injection, les géniteurs ont été mis dans des bacs bien préparés avec des thermostats fixés au T=24 C°. Le suivre de la température de l'eau dans les bacs, a été assuré

pour voir le bon fonctionnement de ces dernières, les mesures ont été prise chaque heures, et on a calculé la moyenne de T°C de chaque jour. (Tab.n°02 annexe02).

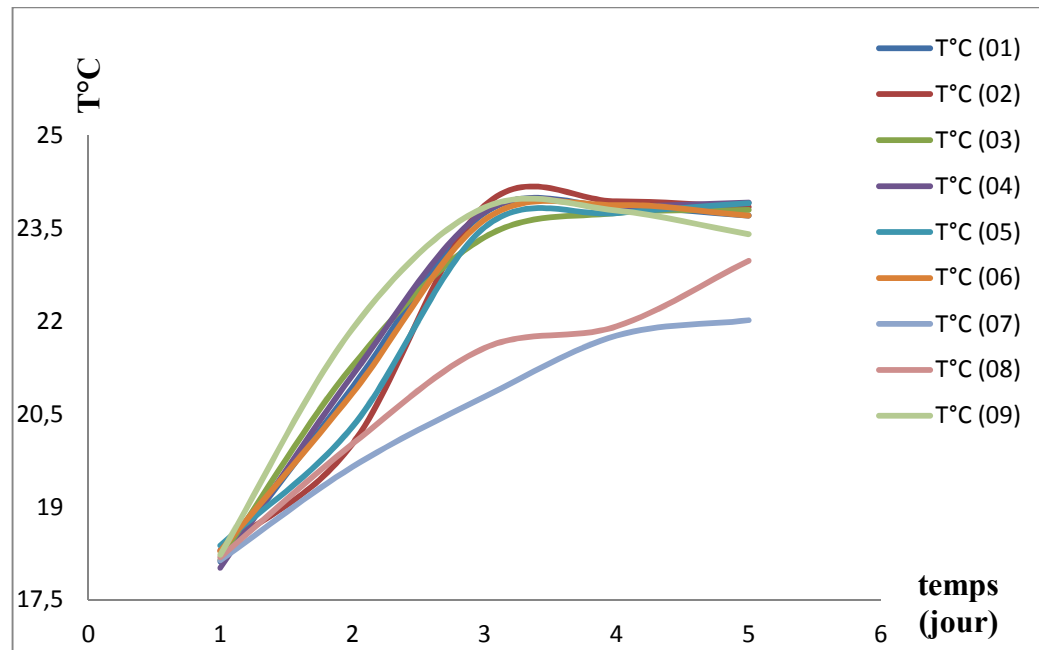


Figure n°17 : Les variation de T°C (moy) journaliere des bacs de reproduction de poisson rouge.

D'après les résultats enregistrés, ce qui est remarquable, c'est les baisses T°C (moy), des (bacs n°07 et 08), par rapport aux autres, cela est probablement dû à la mauvaise qualité des résistances utilisées dans ces deux bacs. L'avantage, c'est que dans ces derniers le volume d'eau est faible (près de 300 litres), donc ils ont été influencés par l'augmentation occasionnelle de la température environnementale, ce qui a provoqué une température stable et assez élevée dans ces derniers.

Dans les autres bacs nous remarquons alors, des variations similaires dans les 02 premiers jours, et à partir du 3^{ème} jour, la stabilité des T°C (moy) journalières dans des valeurs proches, ces valeurs sont réglées dans les thermostats à ~24°C.

III. 2. 2. Réponse à la stimulation hormonale

Au moment de l'opération de l'injection, on a remarqué 02 femelles qui sont prêtes à reproduire (commence à jeter les œufs lors de manipulation), donc on a décidé de ne pas les injectées par l'hormone (bac 03 et 09), (voir tab. n°02). Les réponses à la stimulation hormonale sont enregistrées dans le tableau n°7.

Tableau n° 07: Réponse à la stimulation hormonale chez le poisson rouge

bac	01	02	03	04	05	06	07	08	09
Injecté	Non	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Non
réponse	Positif	Positif	Négatif	Positif	Positif	Positif	Positif	Positif	Négatif

La réponse des géniteurs de poisson rouge injectées est de 90%, sauf les géniteurs de (bac n°03), (F. Black Moor + M. Black Moor + M. Ryukin), n'ont pas répondu à la stimulation hormonale, malgré qu'ils ont subi une injection décisif (100%). En ce qui concerne les géniteurs de bac 01 (F. Telescope + M. Black Moor + M. Black Moor), la reproduction a commencé en retard par rapport aux autres, mais ils ont fait la reproduction naturelle (sans injection. Les études sur la reproduction et le suivi de l'élevage des poissons d'ornement, sont restreinte, la raison pour laquelle nous n'avons pas pu comparer nos résultats avec d'autres auteurs. Mais chose certes, qu'un pourcentage de 90%, de la réponse de nos géniteurs à la stimulation hormonale, est très satisfaisant en le comparant avec celui révélé par **TARGONSKA K. et KUCHARCZYK D., 2001** qui était de **100%**. **10%** de déférence peuvent être justifié par les déférences de méthodes utilisées, ainsi que la manipulation des doses injectées par déférents stagiaires. **MARCEL (1980)**, confirme que pour les femelles de cyprinidés, il est courant de partager la dose globale en plusieurs injections. Cette méthode de fractionnement augmente l'efficacité de l'hormone (**BRETON, FOSTIER, JALABERT, WEIL, 1980**).

Le nombre d'œufs donnés par nos géniteurs est estimé théoriquement selon l'équation suivante :

✓ 1kg d'œufs \longrightarrow 750.000 œufs (**BILLARD, 1995**)

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

✓ Le RGS des femelles de poisson rouge est de (20% - 30%) chez les femelles (**OSSE et VAN DAN BOOGAART., 1995**).

✓ Totale de poids des femelles = 674g \longrightarrow poids des œufs estimé à 134.8g

Donc le nombre des œufs donnés par les géniteurs de poisson rouge est estimé à 100500 œufs

III. 2. 3. L'incubation des œufs

La durée d'incubation : poisson rouge 90-115 degré/jours dans des températures de 20-22°C (**SCHLUMBERGER. O. et GIRARD. P., 2013**), et selon **BRUSLE J. et QUIGNAR J.P., 2001**, la durée d'incubation des œufs est de 90 degré/jours dans des températures de 19-21 °C.

Dans notre expérience, la reproduction semi-artificielle des poissons rouge, consiste à mettre les géniteurs après l'injection dans des bacs bien préparés pour faire la reproduction naturelle, ce qui rend le calcul de temps d'incubation difficile.

III. 2. 4. l'éclosion

L'éclosion a été commencée le 30/05/2019. Dans les sept (07) bacs où la reproduction semi-artificielle a été faite. Dans les deux bacs qui restent (03 et 09), les résultats de la reproduction ont été négatifs. L'éclosion a commencé le 4^{ème} jour de l'incubation, les larves restent fixées sur les parois des supports de pontes (**Photo 41, 42**).

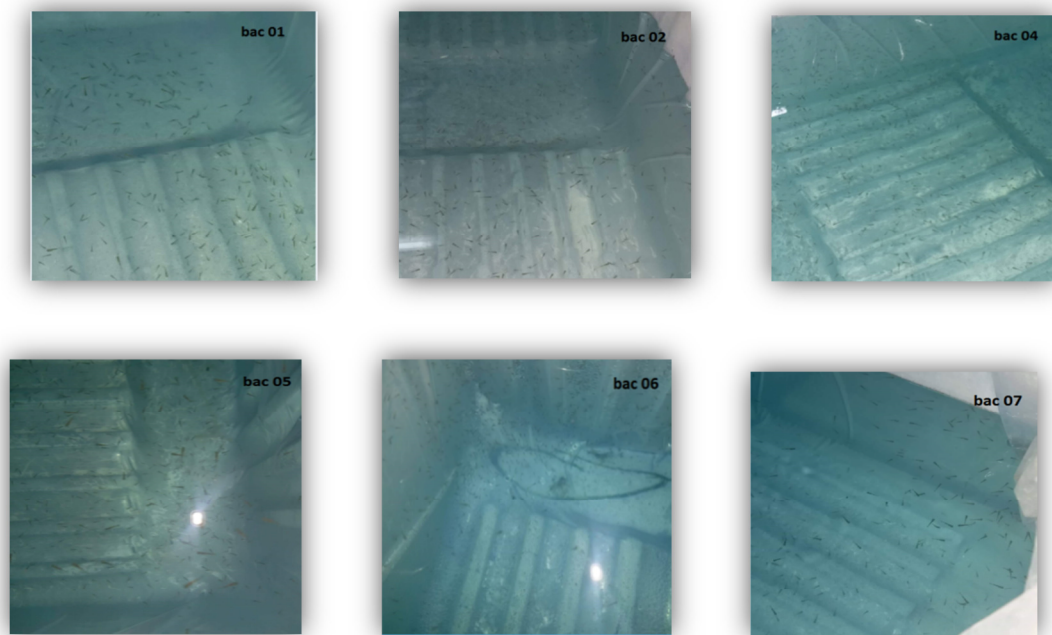


Photo n°41: Les larves de poisson rouge après 02 jours de l'éclosion dans les bacs



Photo n° 42: Poisson rouge de 03 jours vu par la loupe binoculaire (grossissement 0.7x10)

II. 3. La reproduction artificielle de la Carpe commune

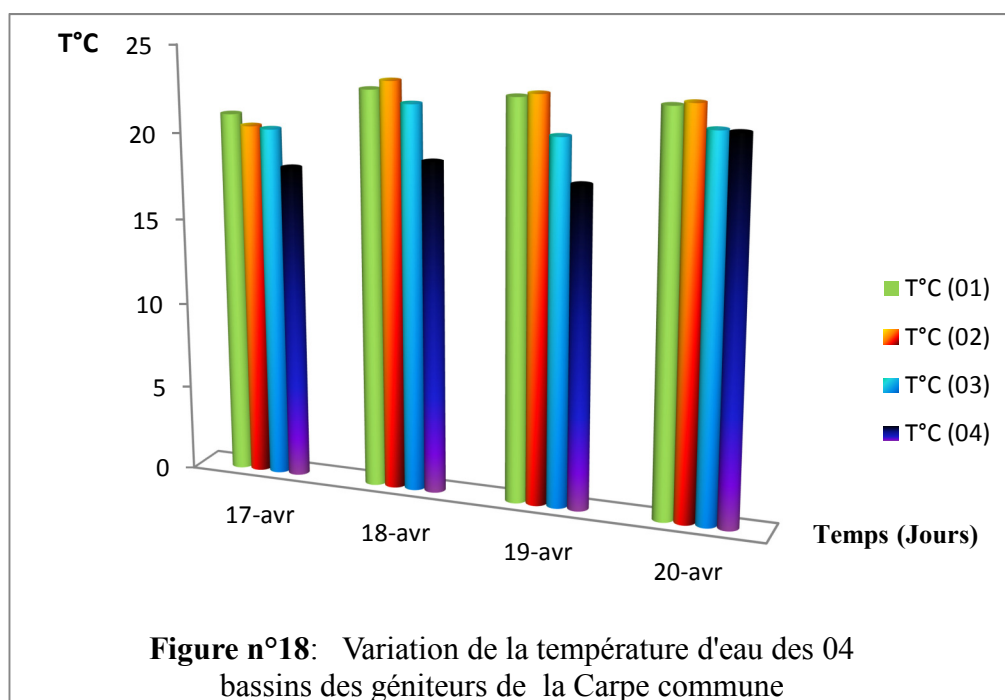
II. 3. 1. Suivre des géniteurs utilisés

Avant le commencement des étapes de la reproduction artificielle de la carpe commune a El-Ouricia, on a enregistré la mortalité d'une femelle parmi les géniteurs arrivés de Guelma (à cause du transport), et durant les étapes de la reproduction, nous avons enregistré la mort de deux géniteurs qui n'ont pas pu résister les dose de l'anesthésie, et 03 pendant le stripping, dans le premier essai. Dans le deuxième essai une seul femelle mort avant la reproduction.

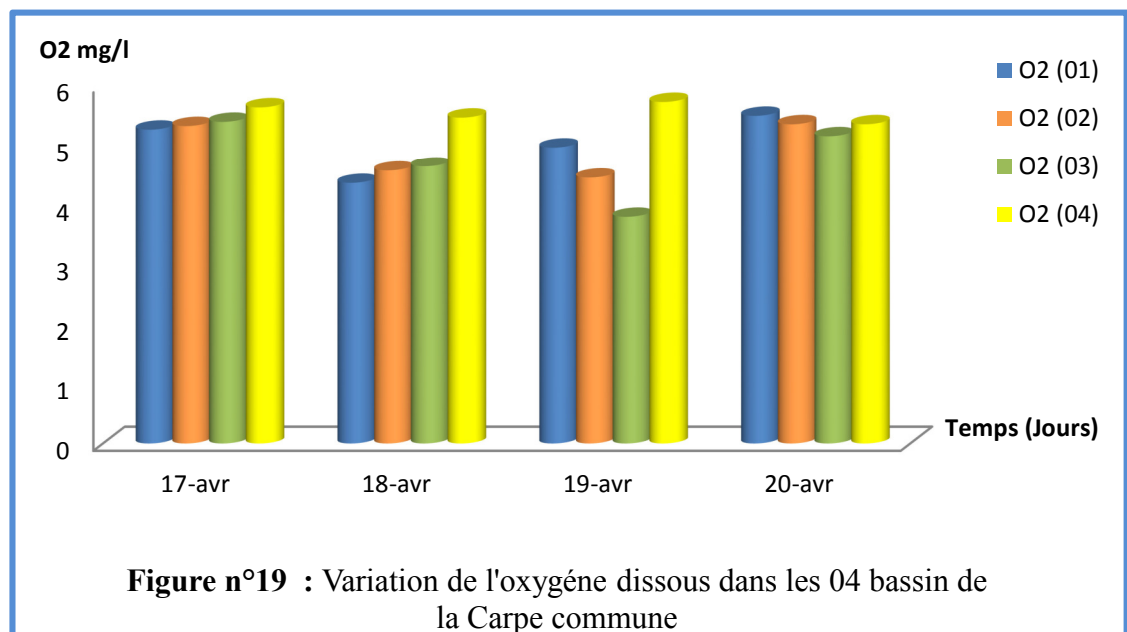
Ces mortalités sont causées probablement par le transport ou bien la mauvaise manipulation pendant la pêche des poissons échantillonnés (Cas géniteur de Guelma). Pour le deuxième cas, c'est le surdosage de l'anesthésie (En vidant directement une quantité non comptabilisée du flacon de l'eugénol dans le bac d'anesthésie), et pour le troisième cas le stripping qui cause de 30 à 50% de mortalité chez les femelle (FAO., 1982).

D'après son expérience, **M. SABOUNDJI. Ahmed**, (TS en aquaculture et chef de station expérimental d'Ouricia), a distingué que, les géniteurs survivent après stripping souvent meurent dans quelques jours après, même si en les transfère au barrage, la mortalité et probablement provoqué par des ulcérations et des lésions hémorragiques et nécrotique favorisant une infection secondaire par les parasites et les mycoses.

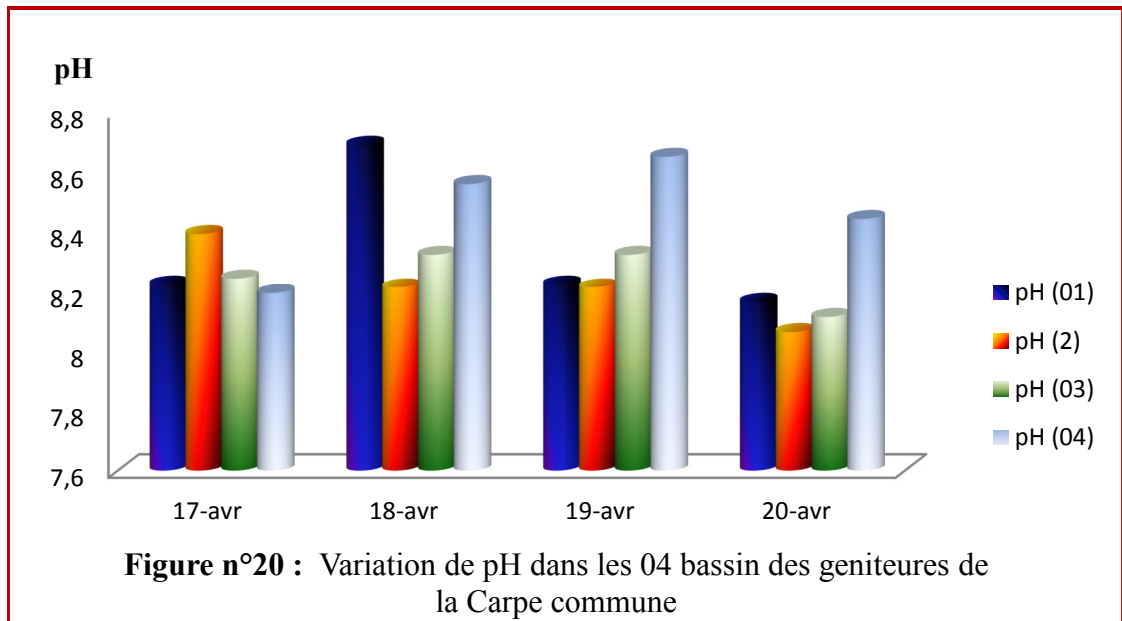
Après la première injection, les paramètres physico-chimique de l'eau ont été enregistrés (Tab. 03 annexe n°02), les figures 17, 18, 19, 20 présentent les variations de T°C, PH, O2, dans les 04 bassins des géniteurs.



La figure 17, montre les variations de la température dans les 04 bassins des géniteurs durant les jours de reproduction artificielle des carpes communes. La température moyenne enregistrée dans les bassins (01) et (02), des femelles et le bassin (3) des mâles, était dans l'intervalle de 20°C à 24°C. Elle est donc, proche de 20°C dans les bassins (02) et (03), et varie entre 18°C et 22°C dans le bassin (04). Toutes ces valeurs de température, étaient dans les normes de reproductions rapportées dans la littérature. **HORVATH. L, 1985**, indique que la température optimale de la reproduction de la carpe est entre 22C°à 24C°.



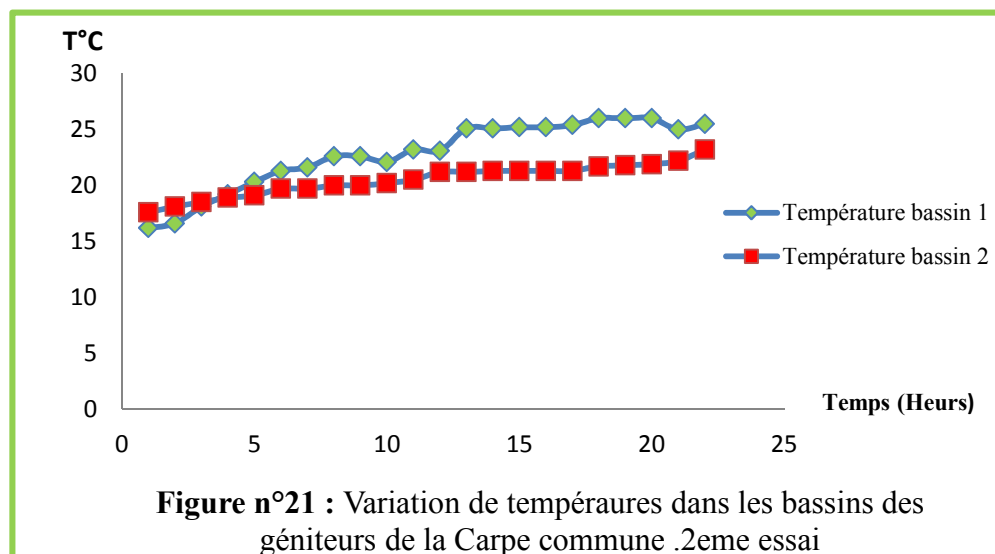
La figure18, représente les variations de l'oxygène dissous dans les 04 bassins des géniteurs durant la période de reproduction artificielle, les valeurs étai plus de 3mg/l dans tous les bassins, ces résultats sont considéré l'idéale pour les cyprinidés qui n'exige pas beaucoup de teneur en O2. Selon **BILARD. R., 1995**, les exigences en oxygène des cyprinidés (>3mg/l), soient moindre que celle des espèces d'eau froide comme les salmonidés (>5-6mg/l).



Le graphe de la figure 19, représente les variations de PH dans les bassins des géniteurs de la carpe commune, nous remarquons alors, deux valeurs maximal ont été enregistrées, la première est au niveau du bassin (01), où le pH est égale à 8.69. La deuxième valeur dans le bassin (04) (pH= 8.65). Une valeur minimal a été enregistrées dans le bassin (02) (pH= 8.06), ces valeurs sont dans l'intervalle de tolérances, selon **RODIER (1996)** et **GRAIG (2004)**, dont ils ont confirmé dans leurs études, que les valeurs de pH ne dépassent pas la marge de tolérance de(5 à 9).

Pour le deuxième essai, nous avons enregistré des variations de température en fonction du temps (h) dans les deux bassins des géniteurs pendant 22heurs (**fig. 20**).

↳ les résultats détaillés en valeurs, sont présenté dans le (**Tab. 04 annexe n°02**).



Le graphe de la figure 20, nous montre des variations de températures dans les bassins des géniteurs, pendant la période de la première et la deuxième injection, jusqu'à l'opération de stripping. Nous remarquons alors, que la température augmente légèrement dans les premières heures, d'une valeur de 16 à 17°C jusqu'à la valeur maximale, qui a été enregistrée dans les dernières heures de reproduction (23-25°C). Cela est dû à la baisse de température de l'environnement, dans cette région (les hauts plateaux). Selon ce qui a été rapporté par **FAO (2016)**, le spectre écologique de la carpe est grand et la meilleure croissance est obtenue quand la température de l'eau oscille entre 23 et 30°C. Aussi que le poisson peut survivre aux périodes froides de l'hiver.

II. 3. 2. Incubation des œufs

L'incubation des œufs dans le premier essai a été réalisée dans les bouteilles de Zoug, par contre dans le deuxième essai à cause de faible quantité des œufs, l'incubation a été réalisée dans des nids sans élimination de l'adhésivité. L'éclosion des œufs a commencé dans les bouteilles de Zoug à partir de la 04^{ème} journée, dans des températures de 22-24°C (**fig17**). Donc selon la littérature, nous constatons que nos résultats sont dans l'intervalle des résultats des auteurs qui ont travaillé sur la reproduction artificielle des carpes communes. D'après **Bruslé (2001)**, L'incubation est de 70 degrés jours, et de 100 degrés jours (c'est à dire de 03-05 jours à 20°C). **Laffaille (2001)**, a illustré que l'éclosion se produit après de 4 à 5 jours environ sous nos climats. Les larves mesurent de 4,5 à 5 mm, elles sont d'abord fixées aux plantes aquatiques puis libres. Les résultats obtenus par **BILLARD. R (1995)**, confirment que la durée total d'incubation dans les bouteilles de Zoug est de 60-70 degré jours dans des température de 22-24°C.

II. 3. 3. Éclosion

Après le troisième jour d'incubation, l'éclosion a commencé dans les bouteilles de Zoug, et les larves ont été fixées à la paroi des incubateurs, plus d'une journée ensuite elles détachent et nagent librement en essayant de remonter à la surface. Pour le premier essai, d'après **BILLARD R (1995)**, les périodes de fixation aux parois et de remonter à la surface est de 1.5 jours, ce qui est proche de nos résultat. Par contre, pour le deuxième essai le résultat était négatif, car après 04 jours d'incubation une très faible quantité des larves fixées sur les supports (nids). Ce résultat négatif peut être expliqué par le non maturité des femelles et la faible quantité de laitance récupérer des mâles, parce que les bons géniteurs ont été choisis pour le premier essai.



Photo n° 43 : Les larves de la Carpe. C après 02 jours de l'éclosion.

III. 4. Suivre larvaire et alevinage

III. 4. 1. Poisson rouge

L'estimation de nombre des larves a été faite par la méthode pratique citée avant. Les résultats obtenus sont enregistré dans le tableau suivant :

Tableau n°08 : Estimation de nombre des larves de poisson rouge.

N° de bac	N0	Vt	Nt
01	05	240	1200
02	23	240	5520
03	/	240	/
04	14	240	3360
05	25	240	6000
06	21	240	5040
07	19	240	4560
08	12	240	2820
09	/	240	/

Total des larves= 28500

Après les trois jours de résorption de sac vitelline les poissons ont été nourris par l'artémia pendant 15 jours, ensuite transféré vers le bassin en biton. Le suivie de l'évolution de taille des larves est mesuré par échantillonnage, à chaque fois en prend un échantillon de 10 larves par l'épuisette, et en calcules la longueur total Lt (cm), pour chaque larve.

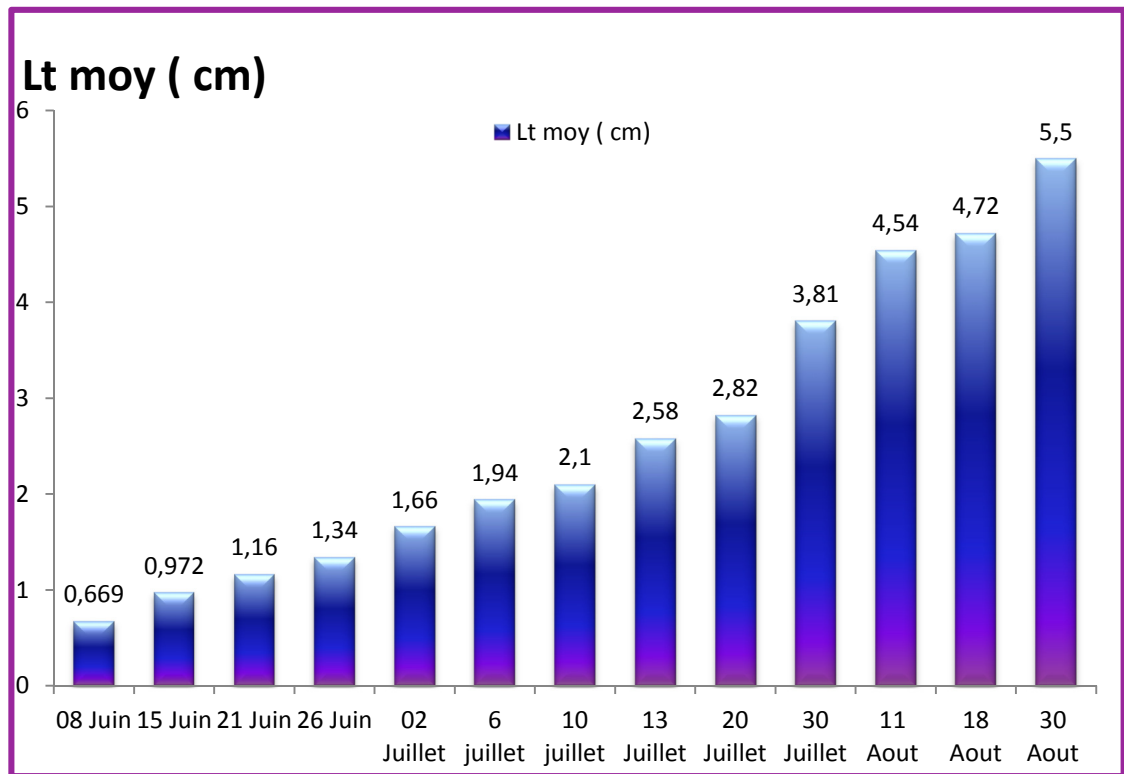


Figure n° 22 : La taille moyenne (cm) des larves de poisson rouge.

Les résultats de l'évolution de la longueur totale des larves et des alevins de poisson rouge sont présentés dans le graphe de la (fig. n°21). Donc d'après ce graphe, nous remarquons que, les alevins de 03 mois mesurent 5.5 cm en moyenne. Les mesures de taille des échantillons ont été calculées et enregistré sur le (tab. 05 annexe n°02). Ces résultats, montre un grand décalage de taille entre les individus, par exemple après 75 jours nous avons trouvé des tailles de 2 et 3 cm, et en même temps des tailles de 5 et 6 cm.

Cela est dû aux différentes variétés de poisson rouge existe, les plus rapides dans l'évolution de taille sont les **Shinbukin**, et ceci à cause de leur corps allongé. Alors que, les **Ryukins** et les **Télescopes** possèdent des voiles (nageoires caudale exceptionnelles), leurs déplacements sont très lents, donc elles mangent moins en compétition avec le **Carassin doré** et le **Shinbukin**.

Nos résultats sont très satisfaisants, on les compare avec les peu travaux qui ont été effectué sur le domaine de poisson d'ornement en générale, et particulièrement les poissons rouges en Algérie, sauf quelques mémoires d'ingénieurs ou master à l'école supérieur « ENSSMAL », mais ils n'ont pas abordé les stades avancés de croissances de poisson rouge, sauf l'étude de la reproduction et le suivi des premiers jours après l'éclosion. Alors que dans notre étude nous avons suivi nos larves pendant trois mois.

III. 4. 1. 1. Les variété de poisson rouge obtenues

En plus des variété de poisson rouge obtenues, qui sont semblables au géniteurs utilisés dans notre étude de la reproduction artificielle la méthode de croisement des variétés de géniteurs, nous a donné une nouvelle variété qui ne semble plus au géniteurs parent, (**Photo n°44**). Il nous semble qu'il s'agit d'une nouvelle espèce hybride, introuvable dans la littérature, elle se caractérise par des yeux hypertrophiés, semblable à ceux d'un **Télescope**. Alors que le corps est allongé et coloré comme celui de la variété Shubunkin. (**Photo n°49**).

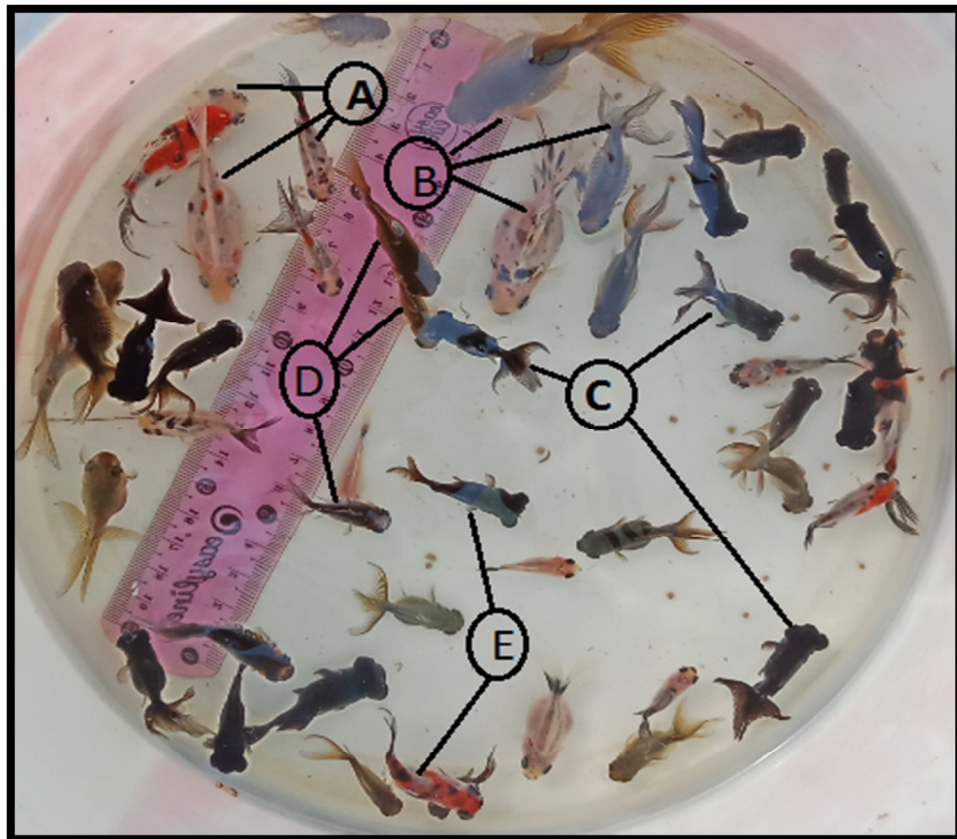


Photo n°44 : Echantillon des résultats obtenue de la reproduction semi-artificielle de poisson rouge.



Photo n° 45: Shubunkin (voir photo 44-A)

La variété (A) présentée dans la **photo (44-A et 45)**, est le **Shubunkin**, c'est un résultat logique de l'accouplement des couples de bac n°02, où les sexes sont **Shubunkin**, et probablement des couples de bac n° 05 où les deux mâles sont **Shubunkin** avec une femelle **voile de chine**. Les origines du poisson rouge **Shubunkin** remontent à 1892 au Japon, l'année où il fut créé par un célèbre pisciculteur du nom de « **Yoshigoro Akiyama** ». Ce dernier l'a obtenu en effectuant un croisement entre le poisson rouge **Télescope calico** et un poisson rouge commun. L'appellation « **Shubunkin** » a été attribuée au poisson issu de ce croisement en 1900 par « **Shinosuke Matsubara** », de l'établissement d'enseignement de la pêche relevant du ministère de l'agriculture et du commerce japonais. En 1902, la variété a été officiellement présentée par l'État japonais au grand public (**SAMUEL, 2018**).

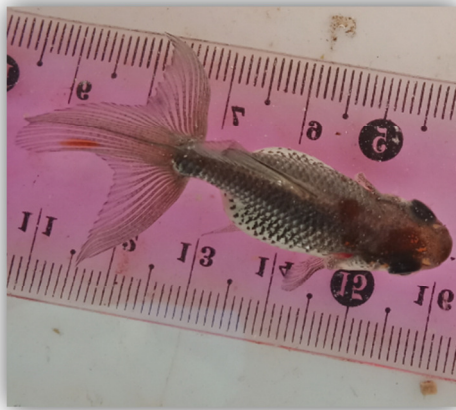


Photo n° 46: Ryukin (voir photo 44-B)

La variété présentée dans les photos (**44-B et 46**) est le **Ryukin**, c'est le résultat logique des couples de bac (06) dont les deux sexes sont Ryukin, et probablement du bac (07), dont la femelle était Ryukin. Cette variété est parmi les plus anciennes variétés de poissons rouges. La création et les sélections stabilisées du ryukin, datent de la fin du XVIII^e siècle en Chine. Son nom à consonance japonaise, est donc trompeur. La littérature japonaise précoce, se réfère au ryukin comme onaga (longtail) ou encore le poisson rouge de Nagasaki. (**réf élec n°01**)



Photo n°47: Telescope Black Moor (voir photo 44-C)

Tandis que La variété représenté dans les photos(**44-C** et **47**) est le **Black Moor**. C'est Le résultat attendu du croisement des couples dans les bac (04) et (08), dont les deux sexe sont de cette variété. Elle peut être aussi le résultat du croisement des deux mâles de **Black Moor** et la femelle **télescope** du bac (01), et aussi le mâle **Ryukin** la femelle **Black Moor** du bac (07).

Le **Black Moor** est une forme particulière du poisson rouge, un poisson japonais tout noir comme un maure. La traduction littérale donnerait "lande noire". En fait, le **Black Moor** est une variété de poisson **Télescope noir**, c'est une variété fantaisie de poisson rouge, qui a une paire caractéristique des yeux globuleux. Il est également dénommé "Popeye", Télescope, "Kuro demekin" au Japon et "Dragons des yeux" (Dragon-eye) en Chine. (réf élec n° 04)



Photo n° 48: carassin dorée .poisson rouge commun (voir photo 44-D)

Les variétés réprésentés dans les photos (**44-D** et **48**), sont les poissons rouge commun ou le **Carassin dorée**. C'est la variété la plus simple et qui ressemble le plus a son encêtre la carpe asiatique ; la plus part des autres variété de poisson rouge sont dérivés de poisson rouge commun. (Réf elec n°06)



Photo n° 49: Nouvelle variété (voir photo 44-E)

Cette variété est nouvelle photos (44-E et 49), elle porte les caractéristique de **Shubunkin** dans la forme allongé et les couleurs. Elle possède aussi, des yeux globuleux identique a celle de **Black Moor**. Dans nos résultat cette variété se trouve en petite quantité, mais sa forme est très jolie. Pour déterminé le croisement qui donne cette résultat il faut une étude spécifique et approfondi dans la génétique des poisson rouge.

II. 4. 2. La carpe commune

L'éclosion du premier essai, a été commencé le **20/04/2019 à 23h**, les larve ont été mis dans des bassins circulaire, après 03 jours un échantillon d'environ 200 larves de la carpes commune, a été transferer vers la ferme de Tixfish à Bordj Bou Arréridj pour faire le suivie larvaire, sachant qu'on a utilisé seulement la nourriture naturelle pour les alimentés, (l'eau vert, la daphnie, l'*Azolla*, et la lentille d'eau). Les mensuration de taille ont été pris les même jours à El-Ouricia de Setif, et à Tixfish a B.B.Arreridj (**tableau n° 10**).

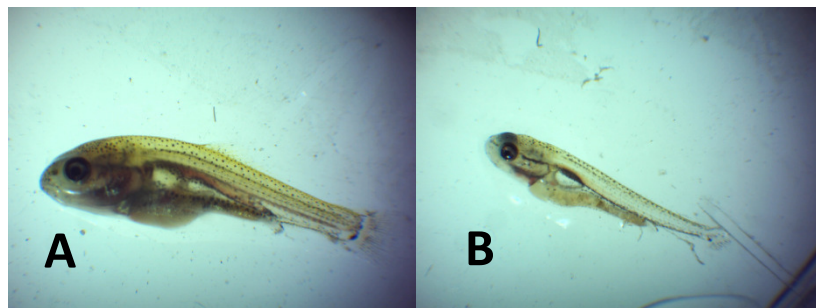
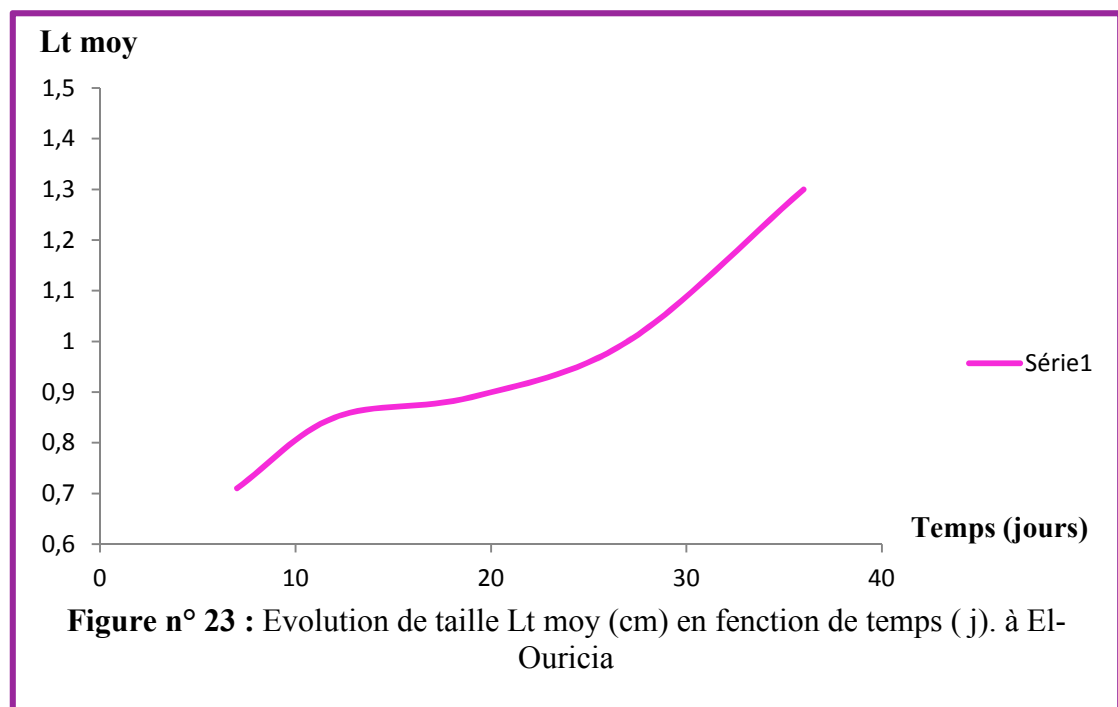


Photo n°50 : Observation d'une larve de C.commune de 19 jours par une loupe binoculaire (grossissement 0.7x10) (A :Tixfish, B : Ouricia).

Tableau n°09 : la longueur total des larves de la Carpe commune d’Ouricia nourri par un aliment artificiel.

Age (j)	Lt1	Lt2	Lt3	Lt4	Lt5	Lt6	Lt7	Lt8	Lt9	Lt 10	Lt my (cm)
07	0.8	0.7	0.75	0.78	0.8	0.81	0.8	0.65	0.71	0.73	0.71
12	1.4	0.8	0.8	0.85	0.8	0.7	0.9	0.75	0.85	1.3	0.85
19	1	0.95	0.92	0.94	0.85	0.81	0.88	0.94	0.89	0.9	0.89
27	1	1.1	0.85	0.8	0.85	0.89	0.84	0.82	1	0.98	1
36	1.4	1.2	1.3	1.2	1.3	1.4	1.2	1.3	1	1.2	1.3

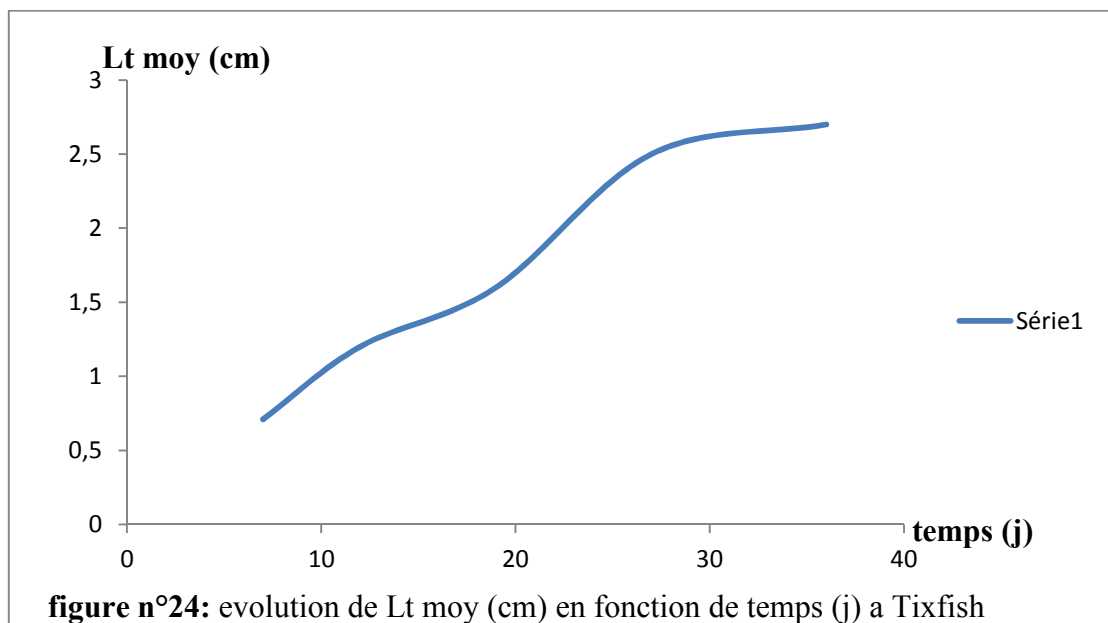


Le graphe de la figure 22, nous montre que qu’il ya une evolution de la taille moyenne des larves de la carpe commune au niveau de la station expérimental d’El-Ouricia à Sétf, mais cette evolution est lente, en fonction de temps. Donc après 36 jours la taille des larves reste petites (1.3 cm), cela est propablemnet du, a l’aliment artificielle distribué ,qui a été broyé et mélangé avec de l’eau, et donnée sous forme de jue au alevins, ainsi qu’au forte densité des larves au niveau du bassin.

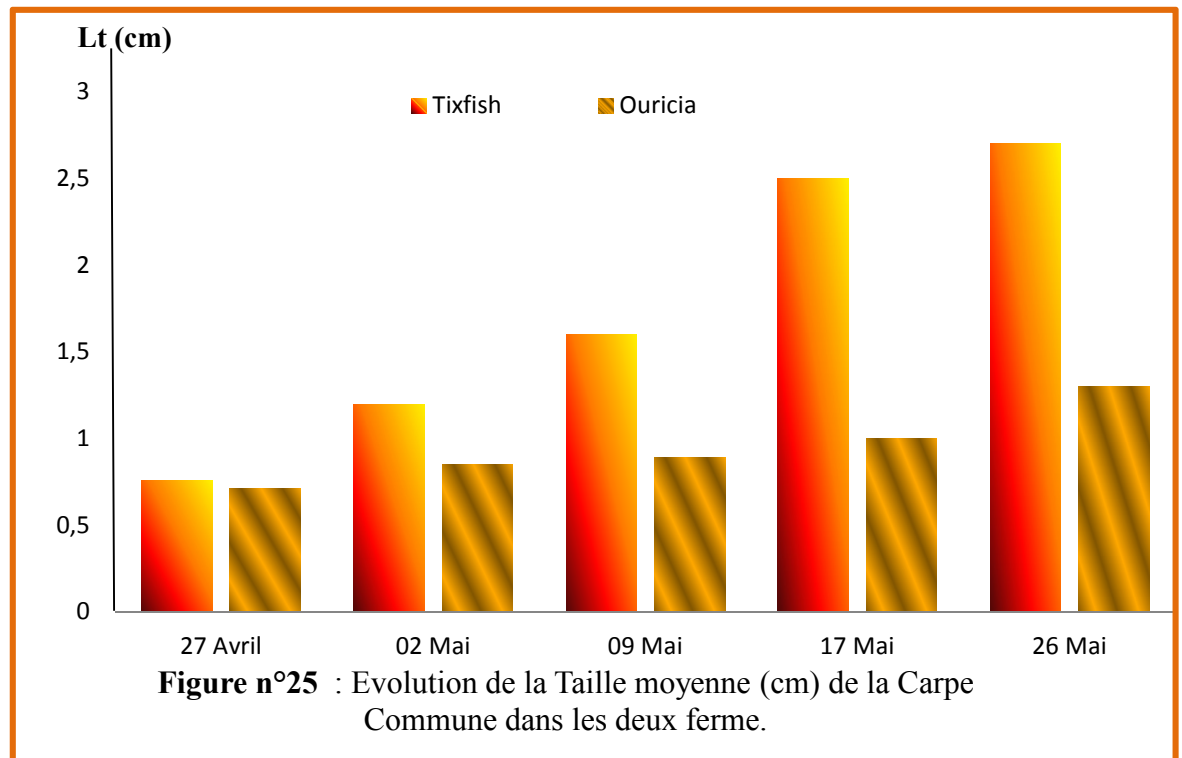
Bilard R., 1995, confirme que pour la carpe commune en donne l’aliment artificielle aux alevins après l’âge (19 jours). Dans nos résultats, selon la figure 22, le 19^{ième} jours , les alevins atteindre une taille moyenne proche de 0.9cm, et c’est à partir de cette taille que l’évolution des tailles moyennes devient plus rapide.

Tableau n°10 : la longueur total des larves de Carpe commune alimenté par l'aliment naturelle au niveau de la ferme « Tixfish »

Age (j)	Lt1	Lt2	Lt3	Lt4	Lt5	Lt6	Lt7	Lt8	Lt9	Lt10	Lt moy
07	0.8	0.7	0.75	0.78	0.8	0.81	0.8	0.65	0.71	0.73	0.76
12	1.1	1.2	1	1.4	1.3	1.4	1.6	1	1.2	1.4	1.2
19	1.4	1.6	1.5	1.9	1.2	1.5	1.5	1.6	1.6	1.2	1.6
27	2	2	2.5	2	2	2.7	1.5	2	2.5	2.7	2.5
36	3	2.5	3	2.7	2.8	2.6	2.9	2.5	2.7	2.8	2.7



Nous remarquons sur le graphe de la figure 23, une augmentation successive de taille moyenne des larves de la carpe commune au niveau de la ferme Tixfish. Dans un bassin bien préparé avant, par la fertilisation avec un sac de fumier organique et de l'*Azolla*, ensuite l'ensemencement des daphnie, cette évolution de taille est expliquée par la disponibilité de la nourriture dans ce bassin. D'après **GILBERT, B., 1989**, le succès d'une culture en masse de poissons dépend surtout de la disponibilité d'une nourriture abondante et adéquate pour les jeunes stades.



Les résultats obtenu sur ce graphe, nous montre l'augmentation de la taille moyenne de la carpe commune dans la ferme Tixfish, qui est plus rapide que celle de la C. commune élevée dans la station expérimental d'El-Ouricia. Cela et du à des plusieurs facteurs, parmi eux la nourriture, qui est naturelle dans Tixfish (milieu fertilisé + daphnie+ *Azolla* et lentille d'eau). Tandis que dans la ferme Ouricia, elle est basé sur l'aliment artificielle, ainsi que l'ajout de l'eau vert dans le bassin des larves. Selon **DEGANI et al., (1989)**, le taux de croissance varie en fonction de la qualité et de la quantité d'aliment, de la densité d'élevage ainsi que de la qualité physico-chimique de l'eau; Des conditions de température appropriées représentent le facteur le plus important pour sa densité (**ADAMEK et SUKOP, 1995**). Donc pour faire une comparaison complète, il faut vérifier plusieurs paramètres.



Photo n°51 : La Carpe commune dans la ferme Tixfish (30/05/2019) dans le bassin de grossissent.

III. 5. La rentabilité économique de l'élevage de poisson rouge

Pour calculer la rentabilité de l'élevage de poisson d'ornement dans la ferme de Tixfish, on a calculer tous les charges, et aussi l'amortissement des infrastructures et materielles utilisée selon la méthode de la (FAO, 1984). Sachant qu' on a pas introduire toute la ferme mais seulement les infrastructures et l'équipement utilisées pour notre expérience. Les résultats sont enregistrés dans le tableau 11.

Tableau n°11 : les coûts des équipements et moyens utilisés pour l'levage de poisson rouge dans la ferme Tixfish.

Equipements	Coût (DA)	Amortissement (FAO.,1984)
Bassin en biton	500000	20 ans = 25000
Air pompe	15000	10 ans = 1500
Filet de peche	1200	10 ans= 120
Bache (serre)	30000	1 ans= 30000
Tube en Silicone	1200	10 ans = 120
Aliment	11500	11500
Artimia	11500	11500
Hypophyse	1000	1000
Energie	8000	8000
Géniteurs	17000	4 ans= 4250
Diviseurs	1000	1000
Autres (epuisette, bleau de éthelenne...)	3000	3000
Main d'ouvre 2h /jour	60000	60000
Total		156990 DA

Donc total des charges est estimé 157000 DA

- ↳ Pour savoir la rentabilité, il faut compté les petits poissons (résultat de la reproduction semi artificielle) et voir leur prix de gros.
- ↳ Le nombre total des résultat obtenu = 2500 poisson de taille moyenne (5cm).
- ↳ Leur valeurs en dinard est diffère selon la variété, les prix sont estimé selon le marché de gros de SAFSAFA (le point le plus connu de marché en gros de poisson d'ornement).

Tableau n°12 : Les prix de poisson rouge de taille (5cm) selon la variété

Variété	Prix (DA) de taille (5 cm)
A) Shubunkin	100
B) Ryukin	170
C) Telescope Black Moor	120
D) carassin dorée .poisson rouge commun	50

Prix moy= 110 DA

- ↳ Les résultats de calcule des prix de revenu, et des coûts de bénéfice nous montre que :
 - ✓ Le prix de revenu est de 275000 DA
 - ✓ Le Coût de bénéfice est de $275000 - 157000 = 118000$ DA
 - ✓ Le bénéfice dans la partie de la ferme utilisée en élevage de poisson d'ornement est de 42.90%, ce resultat encourage les pisciculteurs d'integré l'elevage de poisson d'ornement avec ses espèces de poisson de consommation, sachant que les prix des poissons augmente selon la taille, ce qui rend leur prix plus cher , si nous les élevons pondant un autre mois de plus.



Conclusion

Conclusion

Au terme de ce travail échelonné de plusieurs mois sur terrain, en profitant d'échanges scientifiques et techniques auprès des aquaculteurs, techniciens et ingénieurs qualifiés et expérimentés. Deux stages ont été réalisés, le premier est au niveau de l'écloserie d'El-Ouricia à Sétif, et le deuxième stage a été achevé dans la ferme de pisciculture intégré à l'Agriculture "Tixfish" à Bordj Bou Arréridj.

Ces deux stage m'ont permis d'approfondir mes connaissances théoriques et compétences pratiques dans le domaine de l'aquaculture, et spécialement sur la reproduction artificielle et semi- artificielle des deux espèces de cyprinidés étudiées (*Carassius auratus* et *Cyprinus Carpio*).

Concernant l'essai de la reproduction semi-artificielle de poisson rouge *Carassius auratus* au niveau de la ferme Tixfish, la réponse favorable à la stimulation hormonale a été de 90 %, ce résultat est comparable avec celui de la bibliographie qui varie entre 70 et 100%.

Les résultats des élevages annexes (*Artémia*, *Daphnie*, *Azolla*, Lentille d'eau), ont été très satisfaisants, ce qui a pu accomplir toutes les besoins nutritionnelles de nos poissons dans tous les stades de développement.

Au niveau de l'écloserie d'El- Ouricia, les essais de la reproduction artificielle de la carpe commune *Cyprinus Carpio*, montrent que, la réussite est liée d'une part de la maîtrise des techniques et des processus de la reproduction artificielle, et d'autre part de la qualité physico-chimique de l'eau et aussi du bon choix des géniteurs.

Les résultats de croisement de plusieurs géniteurs de poissons rouge de différents milieux d'origine, nous a donné, une nouvelle variété porte les caractéristique de **Shubunkin** dans la forme allongé et les couleurs, et possède des yeux globuleux identique a celle de **Black Moor**. Dans nos résultat cette variété se trouve en petite quantité, mais sa forme est très jolie. Donc pour déterminé le croisement qui donne ce résultat, il faut une étude spécifique et approfondi dans la génétique des poisson rouge.

Le suivie larvaires dans la ferme de Tixfish des deux espèces des cyprinidés, poisson de table (Carpe commune) et poisson d'ornement (poisson rouge), montre des résultats très

stimulants et encourageants aux aquaculteurs dans ces région (les hauts plateaux), après ses échecs de l'élevage de poisson chat et tilapia. Notamment après la réussite de culture de l'*Azolla* et de la lentille d'eau pour la première fois dans cette région, où la disponibilité des aliments de poisson était une préoccupation majeure pour eux.

L'étude de rentabilité de l'élevage de poisson rouge ma montré le grand marché d'importation de poisson d'ornement en Algérie, Bien que sa production est possible localement, mais il manque les études approfondit sur l'élevage de ces espèces, et la sélection génétique des variétés les plus commercialisées, le peu des documentations que j'ai trouvés est basé sur la biologie.



**Références
bibliographiques**

- ADAMEK Z. et SUKOP I., 1995.-** Summer outdoor culture of African catfish (*Clarias gariepinus*) and tilapias (*Oreochromis niloticus* and *O. aureus*). *Aquat. Living Resour.*, 8: 445-448.
- ALDERTON D., 2008.-** Encyclopidia of aquarium & pond fish. *Edited by Walsiewiez M. and al. Dorling Kindersley.*
- ARIGNON JACQUES., 2002.-** L'Aquaculture de A à Z, collection aquaculture-pisciculture. Paris.
- ARRIGNON JACQUES., 1998.-** Aménagement piscicole des eaux douces, 5^e édition. Paris, France.
- ASSIAH. V, TON VAN. S et ALDIN. H., 2004.-** La pisciculture en eau douce à petite échelle, Deuxième édition français.
- BALON E. K., 1975.-** Reproductive guilds of fishes: a proposal and definition. *J. Fish. Res Board Can.* 32(6):821-864.
- BENIDIRI R., 2017.-** Création d'un projet piscicole ; Université Abou bekr Belkaid – Tlemcen- Faculté de Technologie- Département de Génie Electrique et Electronique - *Mémoire de Master P 9-44*
- BERGE W. F. T., 1978.-** Breeding *Daphnia magna*, hydrobiology, 59(2), pp. 121-123.
- BILLARD R., 1995.-** Les carpes biologie et élevage, INRA, Paris.
- BILLARD R., 1997.-** La gamétogenèse, le cycle sexuel et le contrôle de la reproduction chez les poissons téléostéens, Bulletin Français de pisciculture, N 273, pp. 118-136.
- BILLARD. R et LINHART. O., 1995.-** Biology of sperm and artificial reproduction in carp, *Aquaculture* 129, pp. 95-112.
- BRETON B., FOSTIER A., JALABERT B., WEIL C., 1980.-** Contrôle du cycle reproducteur des poissons dans : R. BILLARD, *La pisciculture en étang*, INRA, 1980.
- BROWN R.W., TAYLOR, W.W. 1992.-** Effects of egg composition and prey density on the larval and survival of lake whitefish (*Coregonus clupeaformis* Mitchill). *J. Fish. Biol.* 40:381-394.
- BRUSLE J. and QUINARD J.P., 2001.-** Biologie des poissons d'eau douce européens Paris :Tec et doc,625p
- CHIHEB M., 2006.-** Le développement de l'aquaculture en Algérie. Journal de la filière aquacole en France ; *Aquafilia* N° :17. Octobre/Novembre 2006. P 18-22.
- DEGANI G., BEN-ZVI Y. ET LEVANON D., 1989. -** The effect of different protein levels and temperatures on feed utilization, growth and body composition of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). *Aquaculture* 76 : 293-301.

- DOSTAT A et SERVAIS. F, METAILLER. R, HUELVAN. C. DESBRAYERS. F., 1996.-** Comparaison of *nitrogénoas losses* rate from *Atlantie salmon*, *aquaculture*, 141. 107-127p).
- DUBORGEL MICHEL.-** 1981. la pêche et les poissons de rivière, *livre de poche*, 375p.,
- ECKMANN R., 1987.-** Pathological changes in the *midgut ephitelium* of grayling, *Thymallus thymallus L.*, larvae reared on different kinds of food, and their relation to mortality and growth. *J. Fish Dis.* 10: 91-99.
- EIRA. C, ASSIAH. V, TON VAN. S, ALDIN. H ., 2008.-** La pisciculture à petite échelle en eau douce, troisième édition *Série Agrodok No. 15.*
- EL-HADEF S., 2005.-** Contrôle et inspection des poissons, manuel pédagogique, univ-Mentouri, Constantine, faculté des sciences, département des sciences vétérinaire, 45 p.
- FAO, 2016.-** Principaux pays producteurs de *Cyprinus carpio* ; (*Statistiques des Pêches FAO, 2006*)- Département des pêches et de l'aquaculture)- *Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture pour un monde libéré de la faim.*
- FAO., 2006.-** La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture.
- FAO., 2008.-** La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2007, Rome.
- FAO., 2009.-** Étude sur l'aquaculture en cage : la mer Méditerranée, Francesco Cardia Consultant en aquaculture, Via A Fabretti 8, 00161 Rome, Italie Alessandro Lovatelli-Département des pêches et de l'aquaculture, FAO, 00153 Rome, Italie.
- FAO., 2009.-** Statistiques des pêches et de l'aquaculture, ISSN 2070-6057.
- FAO., 2010.-** Carp polyculture in Central and Eastern Europe, *the Caucasus and Central Asia a manual.* Rome.
- FAO., 2012.-** Satisfaire les Besoins en Alimentation d'un secteur Aquacole en plein Essor: Analyse ; Sixième session du sous-comité de l'aquaculture; *le Cap (Afrique du Sud)* ,26-30 mars 2012. 240p.
- FAO., 2013.-** Fisheries and aquaculture department- 2013. Global aquaculture production statistics for the year 2011, *ftp://ftp.fao.org/fi/news/globalaquacultureproductionstatistics2011.Pdf.*
- FAO., 2014.-** The State of World Fisheries and Aquaculture- 2014. Rome: FAO. 223 p.
- FAO., 2018.-** La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2018. Atteindre les objectifs de développement durable. Rome.
- FIOGBÉ ED., MICHA J-C., VAN HOVE C., 2004.-** Use of a natural aquatic fern, *Azolla microphylla*, as a main component in food for the omnivorous– phytoplanktonophagous tilapia, *Oreochromis niloticus L.* *J. Appl. Ichthyol.*, vol. 20, pp. 517–520.

- FONTAINE P. & LE BAIL, P.Y., 2004.-** Domestication et croissance chez les poissons. *INRA Prod. Anim.* 17 (3) : 217-225.
- GEFFEN A.J., 2002.-** Length of herring larvae in relation to age and hatching order. *J. Fish Biol.* 60: 479-485.
- GILBERT BARNABÉ., 1989.-** Aquaculture, volume1, deuxième Edition, p 2.
- GRAIG J. F. 2004.-** Poisson des lacs naturels français. Versailles : *Quae*, 333p.
- GREEN J., 1961.-** A biology of Crustacea. H. F. & Witherby LTD. London.
- HAMOR T. & GARSIDE, E. T. 1979.-** Hourly and total oxygen consumption by ova of Atlantic salmon, *salmo salar* L., during embryogenesis at two temperatures and three levels of dissolved oxygen. *Can. J. Zool.* 57: 1196-1200.
- HANKS P., 1985.-** Extending freshwater, fish culture in Thailand peace. *Corps information collection and exchange, peace. Corps. Washington.E.U.*154p.
- HANSFORD B., 1996.-** L'élevage de poissons 100 Church Rd, Teddington, TW11 8QE, Royaume Uni Editrice: Isabel Carter, 83 Market Place, South Cave, Brough, East Yorkshire, HU15 2AS, Royaume Uni
- HASSAN .NM, HOSSEIN .JN, JAVAD .P, FERIDOON. E. S. AND ABOLGHASEM. G 2007.-** Determination of Chemical composition, Mineral contents, and Protein Quality of Poultry By-Product Meal. *International Journal of Poultry Sciences.* 6(12) :875-882.
- HEDJI. C ,MARCEL. R. HOUINATO .B. , DOGBÈ. C., 2014.-** Valorisation de *Azolla spp*, *Moringa oleifera* , son de riz et de co-produits de volaille et de poisson en alimentation animale. Journal of Applied Biosciences Laboratoire de recherche sur les zones humides. *Faculté des Sciences et Techniques (FAST) Université d'Abomey Calavi (UAC). Rép du Bénin.*
- HEMING T.A. 1982.-** Effects of temperature on utilisation of yolk by chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) eggs and alevins. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 39: 184–190.
- HOGLUND E., 2010.-** Is batch variability in hatching time related to size heterogeneity and cannibalism in pikeperch (*Sander lucioperca*)-*Aquac. Res.* 42(5): 727- 732.
- HORVATH. L. and. Woyнарovich. E., 2015.-** Training manual on the artificial propagation of carpe. FAO
- HORVATH. L., 1985.-** Egg development (oogenesis) in the common carp *Cyprinus carpio* In: J. Muir & R.J. Roberts (eds.), Recent advances in aquaculture. *Volume 2.Croom Helm, London & Sidney, West views Press, Boulder, Colorado.* pp. 31-77.
- KAMLER E., 2002.-** Ontogeny of yolk-feeding fish: an ecological perspective. *Rev. Fish Biol. Fish.* 12: 79-103.

- KOMIYAMA. T¹, KOBAYASHI. H, TATENO. Y, INOKO. H, GOJOBORI. T, IKEO K., 2009.-** An evolutionary origin and selection process of goldfish Volume 430, Issues 1–2, 1 February 2009, Pages 5-11
- LÁSZLÓ .H, GIZELLA .T AND CHRIS. S., 2002.-** Carp and Pond Fish Culture Second Edition.
- LAUREL B.J., HURST T.P., COPEMAN L.A., DAVIS M.W., 2008.-** The role of temperature on the growth and survival of early and late hatching Pacific cod larvae (*Gadus macrocephalus*). *J. Plankton Res.* 30:1051-1060.
- LIETAR C., 1984.-** Comptabilité et gestion d'une ferme piscicole familiale, Cours de formation 3. *Expert-Associé F.A.O.*
- LOSANGE, 1999.-** Découvert nature. Faune de France, poisson d'eau douce, ouvrage collectif en collaboration avec **DIDIER. MAGNAN.**
- MARCEL J., 1980.-** Préparation et utilisation de broyats hypophysaires pour l'induction de la reproduction des poissons dans : *R. BILLARD, La pisciculture en étang, INRA.*
- METHVEN D.A. & BROWN, J.A., 1991.-** Time of hatching affects development, size, yolk volume, and mortality of newly hatched *Macrozoarces americanus* (Pisces: Zoarcidae). *Can. J. Zool.* 69: 2161-2167.
- MILNE P. H., 1972.-** Fish and shellfish farming in coastal waters, *fishing News (books) Ltd Ed., Londere, 208 p.*
- MITTMANN. B, UNGERER. P, KLANN M, STOLLEWERK. A, WOLFF. C., 2014.-** Development and staging of the water flea *Daphnia magna* (Straus, 1820; Cladocera, Daphniidae) based on morphological landmarks.
- MOHANTA K. N AND S. FUBRAMANIAN, N. KOMARPANT, A. V . NIRMALE., 2008.-** breeding of goldfish, Indian Council of Agricultural Research (ICAR) - *technical bulletin N° 16.*
- MUUS B. J. DAHLSTRÖM, PREBEN., 1991.-** Guide des poissons d'eau douce et pêche ; Edité par Delachaux et Niestlé, Neuchâtel ; Paris.
- NEPVEU C., SAINT-MAXENT T., 2002.-** Les espèces animales et végétales susceptibles de proliférer dans les milieux aquatiques et subaquatiques. Bilan à l'échelle du bassin Artois-Picardie. *Rapport de DESS - Agence de l'Eau Artois-Picardie, Douai, 165 p.*
- OSSE J. W. M. and BOOGAART, J. G. M. VAN DEN.,1995.-** Fish larvae, development, allometric growth and the aquatic environment. - *ICES mar. Sei. Symp.*, 201: 21-34

- PATRICK WILLIOT, THIERRY ROUAULT, 1982.-** compte rendu d'une première reproduction en France de l'esturgeon sibérien *Acipenser baeri*- Centre d'Alevinage et de Recherches Piscicoles (C.A.R.P.) de Brenne - BENAVENT - 36300 LE BLANC_ *Bull. Fr. Piscic*, 286, 255-261.
- PENAZ M., 1983.-** Ecomorphological laws and saltation in the early ontogeny of Salmonoidei. *Folia Zool.* 32: 365-373.
- PIERRE HARLAUT, 2018.-** Cultiver la lentille d'eau en aquaponie (*Lemna Minor*), www.aquaponie.biz, publié le 2 décembre 2018.
- PONCIN P., 1996.-** Reproduction chez nos poissons. Ed. Fédération sportive des pêcheurs francophones de Belgique *ASBL.DL/1213/1*. Pp.35-39.
- PORTER S.M. & BAILEY K.M., 2007.-** The effect of early and late hatching on the escape response of walleye pollock (*Theragra chalcogramma*) larvae. *J.Plank. Res.* 29: 291-300.
- POTTER W.A., POTTER J.M., 1981.-** Description of a protolarva mimic shiner (*Notropis volucellus*). *Ohio J. Sci.* 81: 135-137.
- RAHMAN MM, Jo Q, Gong YG, Miller SA., Hossain MY., 2008.-** A comparative study of common carp (*Cyprinus carpio* L.) and calbasu (*Labeo calbasu*-Hamilton), on bottom soil resuspension, water quality, nutrient accumulations, food intake and growth of fish in simulated rohu (*Labeo rohita* -Hamilton) ponds. *Aquaculture.* 285. 78–83p.
- RAHMAN MOHAMMAD; MUSTAFIZUR, 2015.-** Role of common carp (*Cyprinus carpio*), in aquaculture production systems, *Frontiers in Life Science*.
- RAHMAN. MM, MARC. V, LEO. N. MD. A, ANA. M, JOHAN. V., 2008.-** Effects of common carp *Cyprinus carpio* (L.) and feed addition in rohu *Labeo rohita* (Hamilton) ponds on nutrient partitioning among fish, plankton and benthos. *Aquacultures.* 39:85–95.
- RAJA. W, PREETI. R, SUCHIT. A J, PRAMOOD. W., 2012.-** *Azolla*: an aquatic pteridophyte with great potential, *International Journal of Research in Biological Sciences*, ISSN 2249–9687, Review Article.
- RODIER J., 1996.-** L'analyse de l'eau : eau naturels eaux résiduaires et eaux de mer 8^{ème} Ed Dunod, Paris 1383p.
- ROI A., 2014.-** Anatomie du poisson rouge, site du poisson rouge, valable au: <http://www.lepoissonrouge.org/index.php/le-poisson-rouge/définition>, accéder le 02 avril 2019.
- SAMUEL, 2018.-** Poisson rouge Shubunkin : Durée de vie, Taille et toutes les infos ! www.aquaportail.com.

- SCHLUMBERGER O. and GIRARD P., 2013.-** Mémento de pisciculture d'étang Versailles France : *Editions Quae (Savoir-faire, ISSN 1952-1251) 2013.*
- SERAG. MS, ADEL. H M, BADWAY. A., 2000.-** On the Ecology of *Azolla filiculoides*, LAM. . Department of Botany, Faculty of Science, Mansoura University, New Damietta, Egypt.
- SHIOMI N., KITOH S., 2001.-** *Azolla* in a pond, nutrient composition, and use as fish food. *Soil Sci, Plant Nutr, vol. 47(1), pp. 27-34.*
- SHUMWAY D.L., WARREN et C.E., DOUDOROFF P., 1964.-** Influence of oxygen concentration and water movement on the growth of steelhead trout and coho salmon embryos. *Trans Am Fish Steinfeldt, S., Lund, I.,*
- SMARTT J., 2001.-** Goldfish varieties and genetics. *Blackwell Scientist, 69 (4), pp. 258-268.*
- TARGONSKA. K. et KUCHARCZYK. D., 2011.-** The application of the HCG, CPH and ovopel in successful artificial reproduction of goldfish (*Carassius auratus auratus*) under controlled condition, reproduction in domestcs animals, *46(4), pp. 651-655. Doi 10.1111/j.1439-0531.2010.01723.x.*
- TRABELSI-ZOUARI A., 2011.-** Effet intra-ponte du moment d'écllosion sur la morphologie, la croissance et l'efficience métabolique des larves de brochet *Esox lucius* et de carpe commune *Cyprinus carpio*. Université de SFAX- Faculté des sciences de SFAX *Mém. Inst. Océano. P. Ricard 2006, pp : 91 – 96*
- TSAI. HY, CHANG M, LIU SC, ABE G, OTA KG. TSAI H. Y., 2013.-** Embryonic development of goldfish (*Carassius auratus*): a model for the study of evolutionary change in developmental mechanisms by artificial section, developmental dynamic, *242(11), pp. 1262-1283. doi: 10.1002/dvdy.24022.*
- WARE D.M., 1975.-** Relation between egg size, growth and natural mortality of larval fish. *J. Fish. Res. Bd Can. 32: 2503-2512.*
- WHILE G.M. & WAPSTRA E., 2008.-** Are there benefits to being born asynchronously: an experimental test in a social lizard. *Behav. Ecol. 19 : 208-216.*
- WOYNAROVICH A., MOTH-POULSEN T., PETERI A., 2010.-** Carp polyculture in Central and Eastern Europe, the Caucasus and Central Asia, a manual. Rome, FAO.
- WOYNAROVICH E. ET HORVATH L., 1981.-** La reproduction artificielle des poissons en eau chaude: manuel de vulgarisation. FAO.

Références Electroniques

01. [http : //fr.wikipedia.org/wiki/Cyprinus_Carpio/Pdf](http://fr.wikipedia.org/wiki/Cyprinus_Carpio/Pdf)
02. [http : //www.encyclo.fish.com/pdf](http://www.encyclo.fish.com/pdf)
03. [http:// www.fishipedia.fr/poisson rouge.](http://www.fishipedia.fr/poisson_rouge)
04. <https://www.aquaportail.com/definition-9040-blackmoor.html>
05. <http://www.jbl.de>.JBL GMBH & CO. KG67141 NEUHOFEN/PFALZ., 2010
06. <https://www.lapagedupoissonrouge.net/?s=vari%C3%A9t%C3%A9>



Annexes

Annexe 01 : prestation des structures d'accueil.

1. La ferme Tixfish à Bordj Bou Arréridj



Photo n°01 : les étangs en géomembranes, (40x20x1.5) m³.



Photo n°02: les bassins circulaires,



Photo n°03: bacs en plastiques



Photo n°4: les petits bassins en biton

2. Ecloserie d'El-Ourissia wilaya de Sétif



Figure n°01 Retenue Collinaire Zaïri- commune El-Ouricia W.Sétif
 Images ©2015 CNES / Astrium, Données cartographiques ©2015 Google

3. matériels experimental :

3.1. Dans la ferme Tixfish :



Photo n°05: quelques matériels utilisés pour la reproduction semi artificiel de poisson rouge.

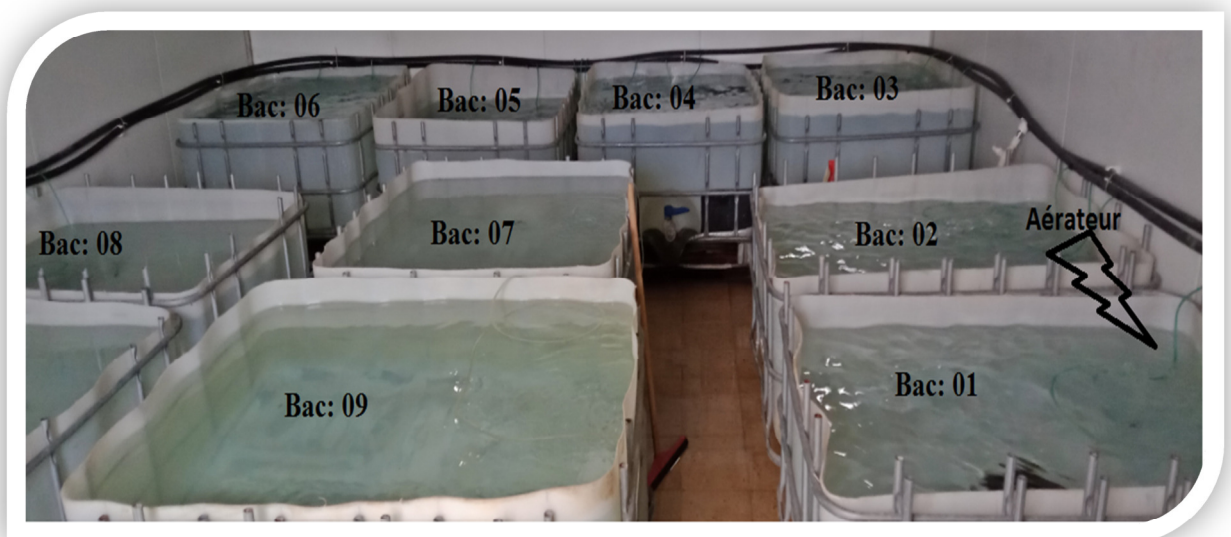


Photo n°06: les bacs de plastique préparé pour la reproduction.

3.2. Équipements de l'écloserie d'El-Ouricia



Photo n°07: les bassins circulaires de l'extérieur



Photo n°08: bassin intérieur

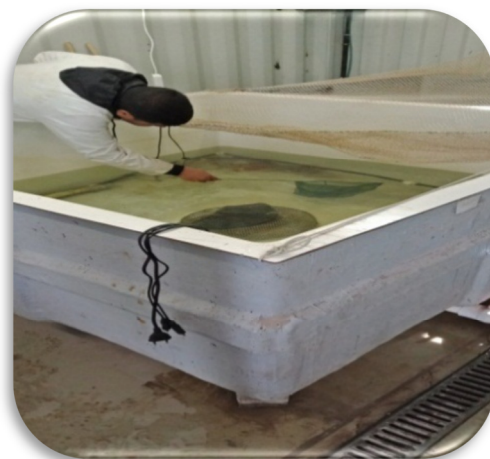


Photo n°09: bassins des géniteurs



Photo n°10: bouteilles de Zoug



Photo n°11: Auges d'incubation



Photo n°12: quelques matériels utilisés au cours de la reproduction artificiel de la carpe commune à l'écloserie.



Photo n°13: l'aliment artificiel utilisé pour les géniteurs de poisson rouge.



Photo n° 14 : balance pour la pèse des poids



photo n°15 : règle de mensuration de taille

Annexe 02

Tableau n°01 : principales espèces des cyprinidés faisant l'objet d'élevage (BILLARD, R.,1995)

	Carpe commune	Herbivore	Argentée	Marbrée	Tanche
Age et taille à la puberté*					
mâles âge (année)	2-3	4-6	4-6	5-6	2-3
poids (kg)	1-2	4-6	3-4	5-7	0,4-2,5
longueur (cm)	25-30	50-70	40-60	50-90	25-30
femelles âge (année)	4-5	7	5-6	6-7	3-4
poids (kg)	3-5	6-8	3-6	5-10	0,75-3
longueur (cm)	30-40	50-70	40-60	60-100	25-30
Reproduction					
- période de reproduction**	avril-juin	mai-juillet	mai-juillet	juin-juillet	mai-juin
- température °C (nature)	16-22	21-24	21-23	23-25	22-24
- température en éclosion	20-24	22-24	22-24	22-26	22-24
- % ovulation après hypophysation	60-90	60-80	60-80	80-90	60-70
- œufs recueillis/kg (éclosion) × 1 000	100-200	60-80	60-80	40-50	80-120
- ovules					
• diamètre (mm)	1,0-1,5	0,8-1,2	0,7-1,0	1,0-1,3	0,4-0,5
• nombre au kg × 1 000	700-1 000	800-900	900-1 100	600-700	2 000
- œufs fécondés-hydratés					
• diamètre (mm)	2,0-2,5	3,7-5,3	3,7-5,3	4,0-6,0	0,6-0,7
• nombre au kg × 1 000	80-120	16-18	18-22	15-20	600-700
Embryons et larves					
- embryogenèse (durée en degrés-jour)	60-70	24-30	24-30	30-50	60-70
- résorption vitelline (en degrés-jour)	60-70	60-70	60-70	60-70	100-110
- taille des larves à l'éclosion (mm)	4,8-5,0	5,0-5,2	5,0-5,2	5,0-5,2	3,5-3,6
- taille à la 1 ^{re} alimentation (mm)	6,0-7,0	6,0-7,0	6,0-6,5	7,0-8,0	4,5-5,5
- taille des 1 ^{res} proies (µm)	100-300	50-100	50-250	50-300	50-100
- taille des larves à 1 mois (mm)	25-30	25-30	25-30	25-30	15-20

Tableau n°02 : variation des températures moyenne des bacs de reproduction de poisson rouge

	Bac01	Bac02	Bac 03	Bac 04	Bac05	Bac 06	Bac 07	Bac 08	Bac 09
T°C	T°C (B1)	T°C (B2)	T°C (B3)	T°C (B4)	T°C (B5)	T°C (B6)	T°C (B7)	T°C (B8)	T°C (B9)
25-Mai	18.12	18.3	18.15	18.02	18.38	18.29	18.14	18.19	18.23
26-Mai	20.94	20.02	21.28	21.13	20.3	20.84	19.65	20.02	21.88
27-Mai	23.75	23.87	23.36	23.77	23.52	23.64	20.78	21.57	23.84
28-Mai	23.85	23.94	23.75	23.85	23.75	23.88	21.77	21.92	23.79
29-Mai	23.71	23.85	23.8	23.92	23.91	23.71	22.02	22.98	23.41

Tableau n° 03: les variations des paramètres physico-chimique de l'eau dans le premier essai

	Bassin 01			Bassin 02			Bassin 03			Bassin 04		
Date	T°C	O2	PH	T°C	O2	PH	T°C	O2	PH	T°C	O2	PH
17-avr	21,08	5,26	8,22	20,47	5,32	8,39	20,36	5.39	8.24	18.18	5.63	8.19
18-avr	22,94	4,36	8,69	23,48	4,57	8.21	22,28	4.64	8.32	19.15	5.46	8.56
19-avr	23,02	4,96	8,22	23,25	4,45	8.21	21,03	3.79	8.32	18.45	5.72	8.65
20-avr	23,05	5,49	8,16	23,26	5,35	8.06	21,92	5.15	8.11	21.85	5.35	8.44

Tableau n°04 : la température / heure Deuxième essai la carpe commune

Temps (h)		Température bassin 1	Température bassin 2
01	14h	16.2	17.6
02	15h	16.6	18.1
03	16h	18.1	18.5
04	17h	19.2	18.9
05	18h	20.3	19.1
06	19h	21.3	19.7
07	20h	21.6	19.7
08	21h	22.6	20
09	22h	22.6	20
10	23h	22.1	20.2
11	00h	23.2	20.5
12	01h	23.1	21.2
13	02h	25.1	21.2
14	03h	25.1	21.3
15	04h	25.2	21.3
16	05h	25.2	21.3
17	06h	25.4	21.3
18	07h	26	21.7
19	08h	26	21.8
20	09h	26	21.9
21	10h	25	22.2
22	11h	25.5	23.2

Tableau n°05 : L'évolution de taille des larves de poisson rouge dans la ferme de Tisxfish à Bordj Bou Arréridj

Nbre jours/ Lt (cm)	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	Lt moy (cm)
08 Juin	0.63	0.65	0.72	0.66	0.67	0.63	0.64	0.71	0.73	0.65	0.669
15 Juin	1	0.98	0.98	0.96	0.94	0.97	0.96	0.95	1	0.98	0.972
21 Juin	1.2	1.15	1	1	1.28	0.98	1.1	1.3	0.95	1.3	1.16
26 Juin	1.5	1	1.5	1.3	1.4	1.6	1.4	1.1	1.2	1.4	1.34
02 Juillet	1.7	1.5	1.8	1.6	1.7	1.5	1.2	1.9	2	1.7	1.66
6 juillet	2	1.9	2	2	1.8	2.2	1.6	2	2	1.9	1.94
10 juillet	2.2	2.1	2	2.1	2.1	2.4	1.9	2	2.1	2.1	2.1
13 Juillet	2.7	2.6	2.5	2.6	2.5	2.8	2.2	2.5	2.6	2.8	2.58
20 Juillet	2.8	2.8	2.7	2.9	2.9	3.1	2.7	2.9	2.3	3.1	2.82
30 Juillet	3	4.2	3.5	3.7	4	3.2	3.5	3.5	5	4.5	3.81
11 Aout	6	3.5	3.5	4.4	5	3	4	7	5	4	4.54
18 Aout	5.5	4.5	6	4.8	3.5	8	4.2	2	3.5	5.2	4.72
30 Aout	5.2	7	4.5	6.5	5	5.5	4	4.5	7	4.5	5.5

Annexe 03 : quelques variétés du poisson rouge

Illustration by marlin cunliffe in (SMART. J., 2001)

STRAIGHT TAILS**(ALSO KNOWN AS SINGLE TAILS)**

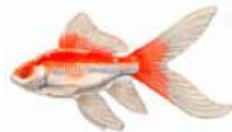
Common goldfish, comets and shubunkins have relatively long slender bodies. Tail fin is single.

Comet

Body long and slender, tail fin is long and well spread.

**MirrorScale Comet**

Tail fin is long and well spread. A row of prominent large scales extends along the length of the body.

**Bristol Shubunkin**

Tail fin long, approximately equal to body length and not draped downward. Lobes at end of the tail almost circular.

**Common Goldfish**

Body not as long or slender as that of a comet, tail fin is relatively short.

**Redcap Comet (Tancho Comet in Japan)**

Top of the head, deep red, body and fins pure white.

**Shubunkin**

Scales mainly transparent. Colours in a mottled pattern with patches of blue, red, orange, yellow, brown or black.

**Nymph**

Body short and globular. Tail fin is single. (A fantail body with a straight tail).

**TELESCOPIC-EYE FANTAILS OR DRAGON-EYE****(DEMEKIN in Japan)**

General description as for fantails, with distinct protruding eyes which can come in a variety of shapes and sizes. Fish with very protruding, somewhat cone shaped, telescopic eyes are usually called 'dragon eyes'.

Fantail Telescope

As described above.

**Black Moor or Telescopic Moor**

A strong black colour.

**Calico Telescope**

Scales mainly transparent. Colours same as shubunkins.

**Redcap Telescope Fantail**

A fantail with redcap and telescopic eyes.

**Butterfly Tail**

Twin tails, spread nearly horizontally and when viewed from above, appear butterfly shaped.

**Panda or Magpie Butterfly Tail**

A black and white butterfly tail (Black colour often transitional – likely to turn white over time).

**Siamese Doll or Lutino Telescope**

A pale yellow fish with red or orange coloured eyes.



ORANDAS

Body short and globular. Fins well developed and long. Characteristic growth around head region. The head growth or hood may be absent in young fish and may take up to several years to develop fully.

Oranda

As described above.



Oranda Redcap

Head growth deep red, body and fins pure white.



Oranda Chocolate Redcap

Head growth deep red, body chocolate coloured.



Oranda Calico

Scales mainly transparent. Colours same as Shubunkin.



Oranda Red Whitecap (Jade Seal)

A Red Oranda with a white cap (Currently not being commercially produced).



Oranda Pearlscale

Characteristic convex (domed) scales.



Oranda Telescope

An Oranda with distinct protruding eyes.



POMPOMS

(Can also be spelt pompon – Hanafusa in Japan)

Pompoms are fish with ball like appendages on the top of the head (these appendages are extensions of the nasal septa, they are also known as narial bouquets). Many varieties of goldfish are produced with pompoms which are sometimes in contrasting colours to that of the fish for example White pompoms on red fish or red pompoms on chocolate coloured fish.

Pompom

The standard pompom is a dorsal-less fish with a short to medium length body with paired tail fin and pompoms.

Pompom Fantail

A Fantail with pompoms.



Pompom Telescopic Fantail

A Telescopic Fantail with pompoms.

Pompom Oranda

An Oranda with pompoms.



Pompom Telescope Oranda

An Oranda with telescopic eyes and pompoms.



Pompom Bubble Eye

A Bubble eye with pompoms.



Pompom Celestial

A Celestial with pompoms.



GOLDFISH WITHOUT DORSAL FIN

Egg Fish or Maruko

Fantail goldfish without a dorsal fin (This variety was the forbearer of all dorsal-less goldfish but is rarely seen today).



Lionhead

Characteristic growth around head region. Fins relatively short. Back gently curved. Head growth of lionhead and ranchu may not be present in young fish and may take several years to develop fully.



Lionhead Redcap

Head growth deep red body and fins pure white.



Ranchu

Fish similar to the Lionhead but with a strongly curved back, near the tail.



Ranchu Redcap

Ranchu with deep red head growth and pure white body and fins.



Celestial or Sky-gazer

Eyes large and upturned, fins moderately long.



Bubble Eye

Characteristic fluid filled bubbles directly under the eyes.



FANTAILS

Most fantail varieties have short globular bodies. Tail and other fins paired except for dorsal fin, which is single.

Fantail

As described above.



Calico

Scales mainly transparent with many colours same as Shubunkin.



Albino Fantail

Colour white with red or orange eyes.



Tosakin or Curly-tailed Fantail

Body short and globular, tending to be deep. Tail fin web-tailed and joined along the upper margin with characteristic flowing conformation.



Redcap Fantail

Top of the head deep red, body and fins pure white.



Ryukin

Body short and deep (a depth 3/4 or more than body length) with characteristic hump contour on the back. The magnitude of the hump increases as the fish matures. Tail is approximately half the length of the body length.



Ryukin Broad Tail

A Ryukin with a tail approximately the same length as the body.



Ryukin Short Tail

A Ryukin with a tail approximately one third the length of the body.



Veiltail

Body short and globular. Tail fin double, very broad, with straight-cut trailing edges. Length 1 to 1.5 times body length. To date this variety has not been produced commercially.



Wakin

Body long but heavier than the comet. The short tail fin can come in three different configurations: (1) paired, (2) with upper lobe single and lower lobes duplicated (called tripod-tails), (3) with top edge of paired tail fin fused (called web-tails).



Jikin or Peacock tail

Body slender, slightly shorter than a comet. Tail fins characteristically form an X when viewed from the rear. Desired colouration is a white (metallic) body with deep red fins and points.



PEARLSCALES

Have the general characteristics of a fantail with a softer more globular body and characteristic, raised, convex (domed) scales.

Pearlscale

As described above.



Ping Pong Pearlscale

The name Ping Pong is used where the pearlscale's body shape is extremely round.



Crown Pearlscale (Hamanishiki in Japan)

A Pearlscale with an Oranda type paired head growth which sits high on the head.



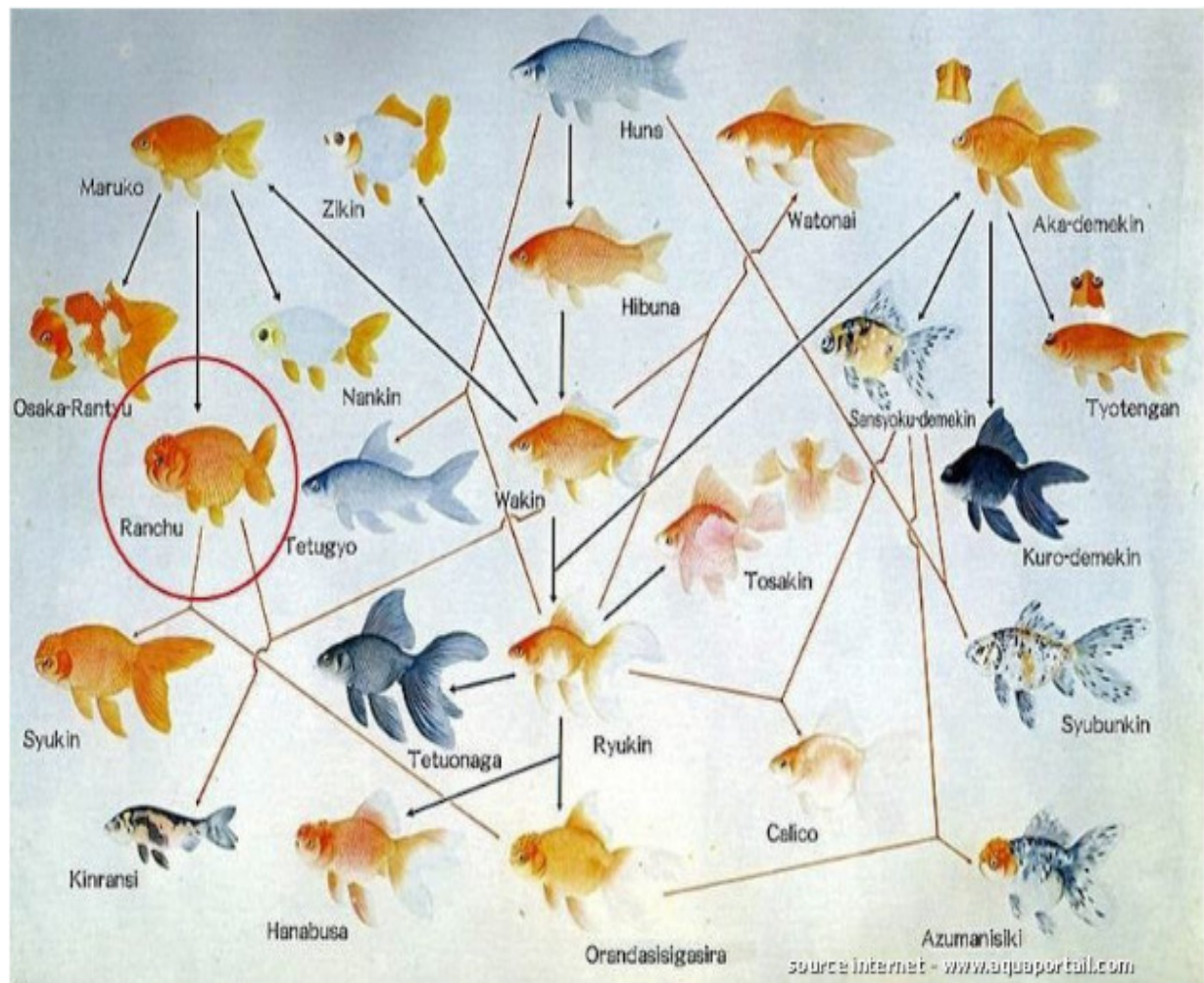


Figure n° l'arbre généalogique des poissons rouges et des transformations. Source internet, (ref élect n°04)

**Essai de la Reproduction artificielle et du suivi larvaire des deux espèces de la famille des cyprinidés :
« Carpe commune » et « Poisson rouge »**

Résumé : Notre travail est une contribution d'une part, à la réalisation de la reproduction artificielle et semi-artificielle des deux espèces de la famille des cyprinidés : « *Cyprinus carpio* », et « *Carassius auratus* », et d'autre part, le suivi larvaire en utilisant des aliments naturels (*Artémia*, *Daphnie*, *Azolla*, Lentille d'eau).

- Les expériences ont été réalisées dans deux endroits : l'écloserie d'El- Ouricia, à Sétif, et la ferme d'aquaculture intégrée à l'agriculture à Bordj Bou Arréridj.
- Dans cette étude, nous avons utilisé : 18 mâles et 9 femelles de poissons rouge, et 37 mâles et 34 femelles pour (1^{er} essai), et 14 mâles et 13 femelles de carpe commune (2^{ème} essai).
- Quarante jours après la croissance de la carpe, nous avons obtenu une longueur Lt moy de 1,2 cm à El-Ouricia et de 2,7 cm en Tixfish.
- Pour la croissance, le poisson d'ornement a été suivi pendant trois mois et nous avons eu une longueur moyenne de 5,5 cm.
- Les résultats de croisement de **Shubunkin** et **Black Moor**, nous a donné une nouvelle variété présente les caractéristiques des 2 géniteurs parents

Mots clé : Reproduction artificielle ; *Cyprinus Carpio* ; *Carassius Auratus*, Injection hormonale, Aliment naturel.

اختبار التكاثر الصناعي ومراقبة تطور اليرقات لنوعين من الأسماك من عائلة cyprinidés : "الكارب الشائع" *Cyprinus carpio* و "وسمك الزينة الأحمر" *Carassius auratus*

الملخص : موضوعنا هذا هو مساهمة ، من ناحية ، في تحقيق التكاثر الاصطناعي وشبه الاصطناعي لنوعين من عائلة "cyprinid: "*Cyprinus carpio*" و "*Carassius auratus*" ، ومن ناحية أخرى ، متابعة تطور اليرقات باستخدام الأطعمة الطبيعية (ارتميا ، دافنيا ، أزولا ، عدسة الماء).

أجريت التجارب في موقعين: مفرخة El- Ouricia في سطيف ومزرعة الاستزراع المائي المدمجة في برج بوعريريج. في هذه الدراسة ، استخدمنا: 18 ذكور و 9 إناث من الأسماك الحمراء *Carassius auratus* ، و 37 ذكور و 34 إناث (التجربة الأولى) ، و 14 ذكور و 13 إناث من الكارب الشائع *Cyprinus carpio* (التجربة الثانية).

▪ بعد أربعين يومًا من نموسمك الكارب ، حصلنا على متوسط الطول Lt الذي بلغ 1.2 سم في Ouricia و 2.7 سم في مفرخة Tixfish

▪ للنمو، تمت مراقبة أسماك الزينة لمدة ثلاثة أشهر وكان متوسط طولها 5.5 سم.

نتائج التزاوج لسمك Shubunkin وسمك Black Moor ، أعطتنا نوع جديد من أسماك الزينة يملك خصائص الأبوين
الكلمات المفتاحية: التكاثر الاصطناعي ، *Cyprinus carpio* ، *Carassius Auratus* ، الحقن الهرموني، الطعام الطبيعي.

**Test of artificial reproduction and larval monitoring of the two species of the cyprinid family:
"common carp" *Cyprinus carpio* and "goldfish" *Carassius auratus***

Smmary: Our work is a contribution, on the one hand, to the achievement of the artificial and semi-artificial reproduction of the two species of the cyprinid family: "*Cyprinus carpio*" and "*Carassius auratus*", and on the other hand, the larval using natural foods (*Artemia*, *Daphnia*, *Azolla*, Water Lentil).

- The experiments were carried out in two locations: the El-Ouricia hatchery in Sétif and the aquaculture farm integrated in Bordj Bou Arréridj. In this study, we used: 18 mâles and 9 femâles of red fish, and 37 mâles and 34 femâles for (1st trial), and 14 mâles and 13 femâles of common carp (2nd trial).
- Forty days after the growth of carp, we obtained a length Lt av of 1.2 cm in El-Ouricia and 2.7 cm in Tixfish. For growth, ornamental fish was monitored for three months and we had an average length of 5.5 cm.
- The crossing results of Shubunkin and Black Moor, gave us a new variety presents the characteristics of the 2 parent breeders

Key words: Artificial reproduction; *Cyprinus Carpio*; *Carassius Auratus*, Hormonal injection, Natural food.