

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

INSTITUT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AMENAGEMENT DU
LITTORAL

I . S . M . A . L

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE POUR L'OBTENTION
DU DIPLOME D'ETUDES UNIVERSITAIRES APPLIQUEES
DEUA

Filière: Biologie marine
Option: Aquaculture

Thème

**REPRODUCTION ARTIFICIELLE
DE LA CARPE ROYALE
(*CYPRINUS Carpio*) Linné 1758**

Présentée par : KAIDI Hassiba

Membre du jury

M^r. SEFIANE

: Président

M^r. REFES

: Examineur

M^{elle}. OULD AHMED

: Examinatrice

M^r. BELHASNET

: Promoteur

Juin 2002

SOMMAIRE

I. INTRODUCTION	1
II. GENERALITE	2
1. Définition et historique de la Carpe	2
2. Systématique et morphologie de la Carpe	3
2.1. Systématique	3
2.2. Morphologie	3
3. Ecologie de la Carpe	5
3.1. Répartition géographique	5
3.2. Limites écologiques	5
3.2.1. Température	5
3.2.2. Oxygène dissous	5
3.2.3. pH	8
3.2.4. Salinité	8
3.2.5. Teneurs en minéraux essentiels	8
3.2.6. Composés azotés	8
3.3. Régime alimentaire	8
4. Biologie de la Carpe	9
4.1. Anatomie	9
4.1.1. Anatomie générale d'un mâle de <i>Cyprinus carpio</i>	9
4.1.2. Anatomie générale d'une femelle de <i>Cyprinus carpio</i>	9
4.2. Reproduction	9
4.2.1. Saison de reproduction	9
4.2.2. Dimorphisme sexuel	9
4.2.3. Cycle sexuel	11
4.2.3.1. Ovogenèse	11
4.2.3.2. Spérmato-genèse	13
4.2.4. Les facteurs influençant la reproduction	13
4.2.4. 1. Les facteurs abiotiques	13
a- Température	13
b- Photopériode	13
c- Oxygène dissous	13

4.2.4.2. Les facteurs biotiques	15
a- Alimentation	15
b- Pathologie	15
c- Régulation hormonale	15
4.2.5. Les modes de reproduction	17
4.2.5.1. Reproduction naturelle	17
4.2.5.2. Reproduction semi - naturelle	17
4.2.5.3. Reproduction artificielle	17

III. MATERIELS ET METHODES20

1. Présentation du centre d'accueil	20
2. Matériels	21
2.1. Ecloserie	21
2.2. Bassins	21
2.2.1. Caractéristiques	21
2.2.1.1. Bassins des géniteurs	21
2.2.1.1. Bassins gardoirs	21
2.2.1.2. Bassins de stabulation	23
2.2.2. Préparation et désinfection	23
3. Méthodes	23
3.1. Pêche des géniteurs	23
3.2. Transport et adaptation	23
3.3. Sexage et sélection	23
3.4. Contrôle pondéral	26
3.5. Traitement hormonal	26
3.5.1. Anesthésie	26
3.5.2. Matériels et hormones utilisés	27
3.5.2.1. Matériels	27
3.5.2.2. Hormones utilisés	27
3.5.3. Lieux d'injections	28
3.5.4. Traitement hormonal	28
3.5.5. Suture de l'orifice génitale	28
3.6. Stripping	33
3.7. Insémination artificielle	33
3.8. Incubation des œufs	36
3.9. Eclosion	40
3.10. Alimentation larvaire	40
3.11. Transport des larves	40

IV. RESULTATS ET DISCUSSIONS.....45

1. Réponses à la stimulation hormonale45

2. Production d'ovules46

3. Taux d'éclosion46

V. CONCLUSION.....48

BIBLIOGRAPHIE

ANNEXE

LISTE DES FIGURES

Fig. 1 : Différents typés de Carpes commune.

Fig. 2 : Répartition des cyprinidés sur la planète.

Fig. 3 : Influence de la température sur les poissons d'étangs.

Fig. 4 : Anatomie d'un mâle de *Cyprinus carpio*.

Fig. 5 : Anatomie d'une femelle de *Cyprinus carpio*.

Fig. 6 : Evolution de la fécondation relative de la Carpe commune femelle en relation avec l'augmentation du poids corporel.

Fig. 7 : Schéma général du développement des produits sexuels chez les poissons.

Fig. 8 : Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons.

Fig. 9 : Reproduction naturelle.

Fig. 10 : Reproduction semi- naturelle.

Fig. 11 : Reproduction artificielle.

Fig. 12 : Ecloserie.

Fig. 13 : Bassins des géniteurs.

Fig. 14 : Bassins de maturation.

Fig. 15 : La pêche des géniteurs.

Fig. 16 : Sélection et sexage.

Fig. 17: Hormones utilisées.

Fig. 18: Lieux d'injection.

Fig. 19 : Extraction d'ovules.

Fig. 20 : Extraction de laitance.

Fig. 21 : Fécondation artificielle.

Fig. 22 : Rinçage.

Fig. 23 : Schéma des opérations d'insémination artificielle de Carpe.

Fig. 24 : Incubation.

Fig. 25 : Déversement des larves dans les étangs.

Fig. 26 : Déversement dans les barrages.

Fig. 27 : Développement de l'œuf fécondé.

Fig. 28 : Morphologie de l'embryon et développement des larves.

LISTE DES TABLEAUX

Tab. 1 : Fécondité relative chez quelques espèces de cyprinidés.

Tab. 2 : Calendrier des trois opérations de la reproduction artificielle effectués au sein de CNDPA.

Tab. 3 : Réponses des Carpes royales aux stimulations hormonale.

Tab. 4 : Reproduction artificielle des principale espèces de poisson d'étangs.

Tab. 5 : Reproduction artificielle des principales espèces de poissons d'étangs.(suite)

Tab. 6 : Taux de réussite (%) des différentes étapes de la reproduction suivant les espèces.

INTRODUCTION

I. INTRODUCTION

L'aquaculture continentale en « étangs » est à l'origine de la majeure partie de la production de poissons d'élevage au monde : **Carpes** (6 Millions de T) , **Tilapia** (404 000 T) , **Catfish** (261 000) FAO 1992 in J MARCEL 1996.

Elle s'affirme dans les continents aux grands espaces disponibles et a fort besoin en protéines *animales* (pays d'Asie principalement). Dans d'autres pays (USA, Europe), cette forme d'aquaculture se distingue pour d'autres raisons majeures, liées au problème agricole actuel : nouvelle utilisation des terres agricoles, mobilisation de la compétence des agriculteurs, maintien de présence humaine dans le tissu rural .

À l'heure actuelle un regain d'intérêt se manifeste de plus en plus pour la Carpiculture en raison de son caractère économique. En effet, un grand nombre de pays accorde un regard particulier à cette activité, l'exemple de certains pays d'Europe et d'Asie démontre que cette dernière constitue l'une des priorités de leur économie nationale.

Elle présente l'une des formes d'élevage nécessitant le moins d'investissement pour une grande rentabilité, en effet, les cyprinidés constituent le groupe de poisson le plus largement élevé dans le monde, et compte des espèces comme la Carpe dont la domestication est très ancienne, ces caractéristiques d'élevage font de cette espèce la première production de l'aquaculture.

En Algérie, les premières tentatives d'introduction de la Carpe remontent au 19^{ème} siècle 1870 (FRANC LIEU in DIEUZEID 1952) dans quelques rivières de la Mitidja, malheureusement, l'importance de la carpiculture ne s'est manifestée qu'au cours de cette dernière décennie.

Dans le cadre de la valorisation des infrastructures hydriques par la pisciculture continentale, des opérations d'importation d'alevins à partir de la Hongrie ont été effectuées en 1985, 1986 et 1991.

L'objectif principal de cet essai (reproduction artificielle) est de maîtriser les techniques de reproduction artificielle afin de résoudre l'une des contraintes majeures dans les élevages piscicoles qui est l'obtention des alevins .

Dans ce travail on distingue trois parties, la première traite la systématique, la morphologie, la biologie et l'élevage des carpes. La seconde partie résume les méthodes et le matériel utilisés, et enfin une troisième partie qui synthétise et interprète les résultats.

GENERALITES

II. GENERALITES

1. Définition et Historique de La Carpe Commune

Le terme « aquaculture » recouvre toute les activités d'élevage ou de culture des êtres vivants aquatiques.

Ces activités ayant pour objet :

- la production
- la transformation
- la commercialisation

L'idée de cultivée les eaux continentales et les mers n'est pas nouvelle, des traces de bassins de stockage du poissons qui remonte a la préhistoire auraient été retrouvés a Hawaii.

Dans l'Antiquité « Aristote » mentionne la culture des huîtres. La première phase de cycle d'élevage maîtrisée est le grossissement : collecte des juvéniles du milieu naturelle et réalisation du grossissement dans des bassins ou dans des étangs. (BARNABE,1986).

Vers 1840, invention du mot « Pisciculture » par Rivière.

En 1854, fondation a Huningue (sud de l'alsace) du premier établissement de Pisciculture consacré surtout aux salmonidés, à la suite des démonstrations du Rémy et Géhin dans les Vosges(1840-1842).

Ces derniers avaient découvert (ou redécouvert) la technique de fécondation artificielle de la truite réalisée précédemment, vers 1740, par Jacoby en Allemagne.

En 1857 , en Russie, Knoch (physiologiste) et Wrasski (pisciculteur) mettent au point la méthode de fécondation des œufs par « voie sèche », la laitance est versée sur les ovules maintenus a sec. Cette méthode est la seule employée actuellement.

En1889 , création par Lacaze-Duthiers, Raveret-Wattel et Brocchi de la société centrale d'aquaculture a Paris.

En 1960-1962 , mise au point de la fécondation artificielle et de l'incubation des œufs de cyprinidés a grande échelle.

Et dès le début des années «70 » l'élevage complet de plusieurs espèces de mollusque, crustacés, de poissons marins étaient maîtrisés au moins a l'échelle du laboratoire et souvent au delà.

(BARNABE 1986 et SCHLUMBERGER,1997)

2. Systématique et morphologie de la Carpe Commune

2.1. Systématique

D'après HUET(1970), la Carpe commune (Cyprinus carpio) appartient :

Embranchement	: Vertébrés
Sous embranchement	: Gnatostomes
Super classe	: Poisson
Classe	: Ostéichtyens
Sous classe	: Acténoptérygiens
Super ordre	: Téléostéens
Ordre	: Cypriniformes
Sous ordre	: Cyprinoïdes
Famille	: Cyprinidés
Genre	: Cyprinus
Espèce	: (<u>Cyprinus carpio</u>) (LINNE 1758)

2.2. Morphologie

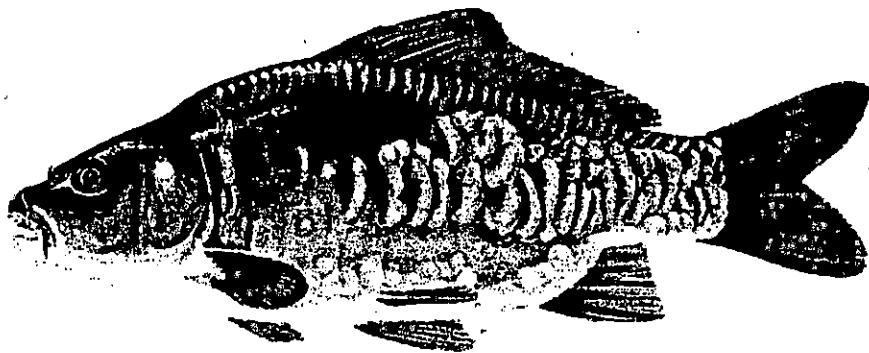
D'après MAOUCHE et SERIDJI (1976), HUET (1970), RANCESCHINI, GIULIANI (1996), MUUS et DAHLSTROM (1991), la Carpe commune à un corps assez allongé, comprimé latéralement plus au moins bossu, la tête grosse et conique, la bouche terminale dépourvue de dents et munie de 4 barbillons inégaux sur la lèvre supérieure .

La nageoire dorsale longue et dentelée au bord postérieur, la caudale bien développée et fourchue.

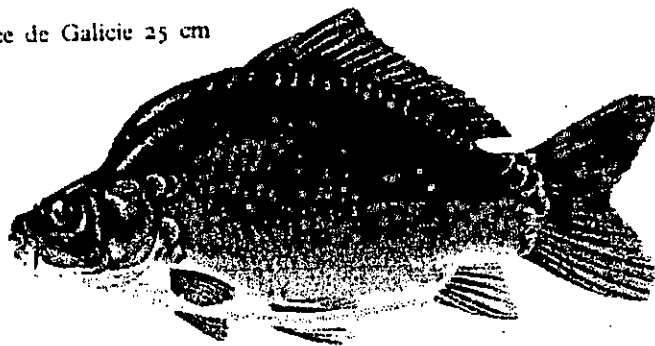
Sa couleur varie d'un brun olivâtre au gris verdâtre sur le dos, et blanc au jaunâtre sur le ventre.

A partir de la souche originelle sauvage ; à corps allongé couvert d'écailles, différentes variétés ^{de Carpe} ont été sélectionnées sur des critères de vitesse de croissance et de conformation du corps (haut et trapu). les souches obtenues présentent 4 types d'écailles différentes: (fig. 1)

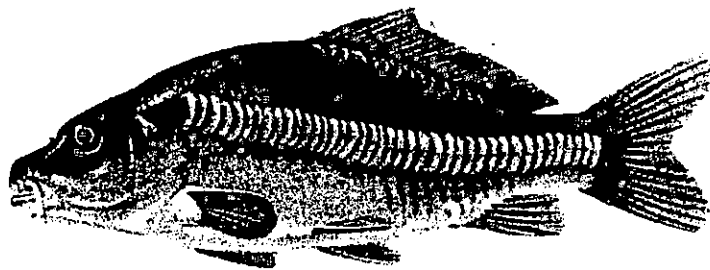
- 1- Corps entièrement couvert d'écailles appelées **carpe commune**.
- 2- Corps avec un rang d'écailles le long de la ligne latérale **carpe royale**.
- 3- Carpe à peau nue et grosse écailles le long du dos appelé : **carpe miroir (royale)** .
- 4- Carpe à peau nue sans écailles appelée **carpe cuir (royale)** .



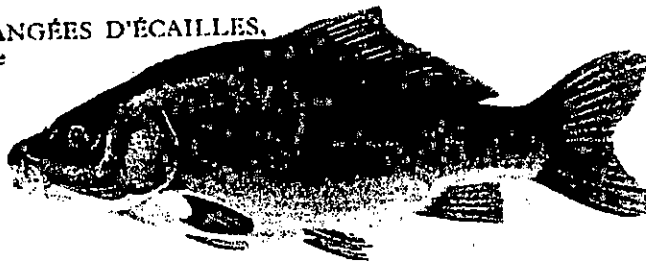
3. CARPE MIROIR, race de Galicie 25 cm



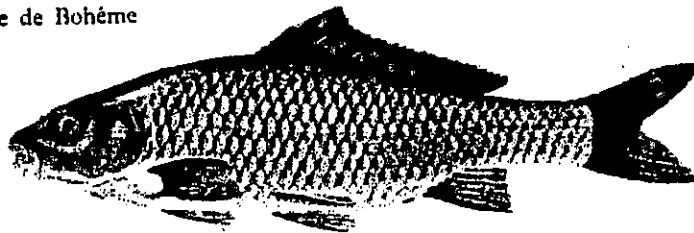
CARPE MIROIR



2. CARPE À RANGÉES D'ÉCAILLES,
race de Galicie



4. CARPE CUIR, race de Bohême



1. CARPE SAUVAGE DE HONGRIE

Fig.1 : Différents types de carpe commune

3. Ecologie de la Carpe Commune

3.1. Répartition géographique

Presque tous les Cypriniformes vivent dans les eaux continentales et leur répartition géographique est très large, ils ont colonisé tous les continents à l'exception de l'Australie.

La carpe est originaire d'Asie de l'ouest, aujourd'hui on la trouve un peu partout dans le monde, en Europe, en Asie, aux États-Unis sauf en Australie et le sud de l'Amérique (voir carte ; fig. 02).

Elle colonise une large variété de biotope mais seulement en eau douce et saumâtre. La carpe commune fréquente les eaux calmes (lacs, étangs, fleuves) à fond vaseux (FRANCESCHINI-GUILINI, 1996).

3.2. Limites écologiques

3.2.1. Température

Elle joue le rôle de facteur limitant en influant sur l'activité métabolique et physiologique des poissons, notamment la respiration, l'alimentation, la croissance et la reproduction. (fig. 03)

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 sa croissance varie de 20 à 28 °C et varie de 18 à 25 °C pour sa reproduction (HUET 1970).

La température minimale pour une alimentation active est environ 5 °C, mais continue à s'alimenter faiblement même si le plan d'eau est gelé en surface. (BILLARD 1995)

3.2.2. Oxygène dissous

L'oxygène dissous dans l'eau est le résultat de l'échange avec l'atmosphère et également de la photosynthèse exercée par les algues planctoniques.

La teneur d'une eau en oxygène dissous dépend de la température (fig. 3)

Le taux d'oxygène nécessaire pour la Carpe est de 7,8 mg/l à 28 °C (SCHLUMBERGER 1997)

Elle peut survivre en condition de sursaturation ou en quasi-anoxie (1 mg/l) pendant quelques heures en été et pendant de plus longues périodes en hiver sous la glace (BILLARD 1995)

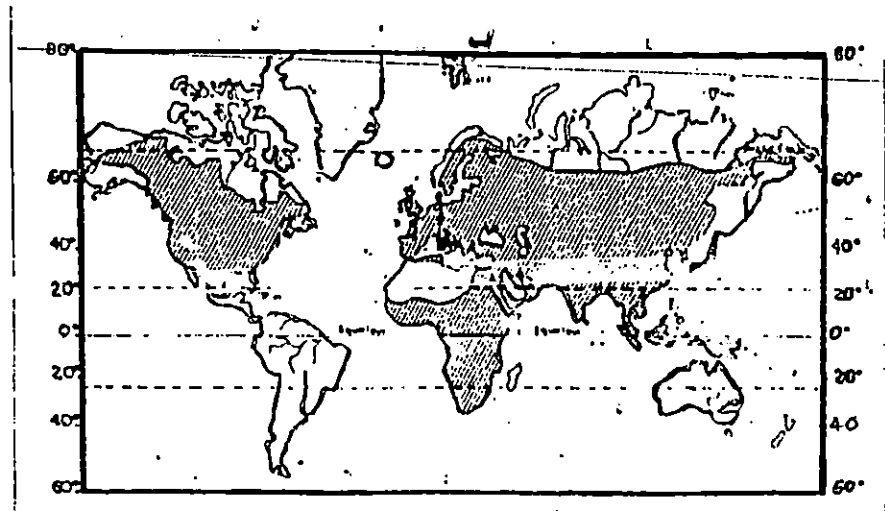
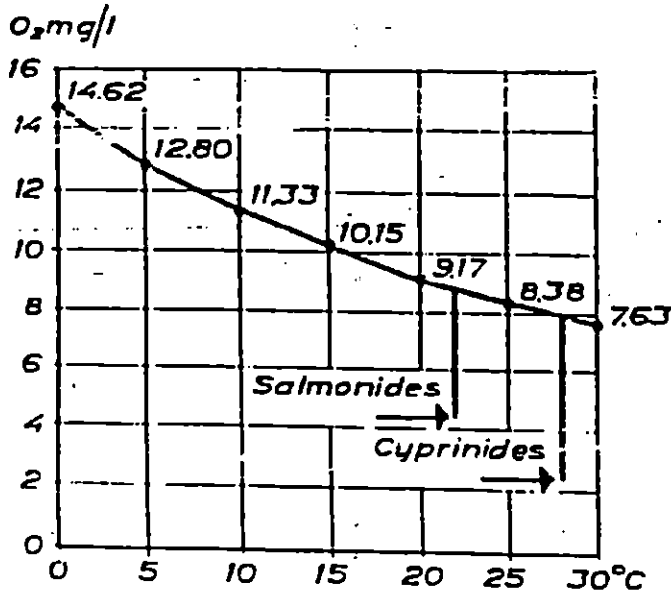


Fig. 2 : Répartition des cyprinidés sur la planète. (ARRIGHON 1991)

Influence sur l'oxygénation de l'eau et la RESPIRATION des poissons



Température en °C	O ₂ en mg/l	O ₂ en cm ³ /l
0	14.62	10.23
5	12.80	8.96
10	11.33	7.93
15	10.15	7.10
20	9.17	6.42
25	8.38	5.86
30	7.63	5.54

Influence sur la CROISSANCE de la Carpe

Influence sur la REPRODUCTION des poissons

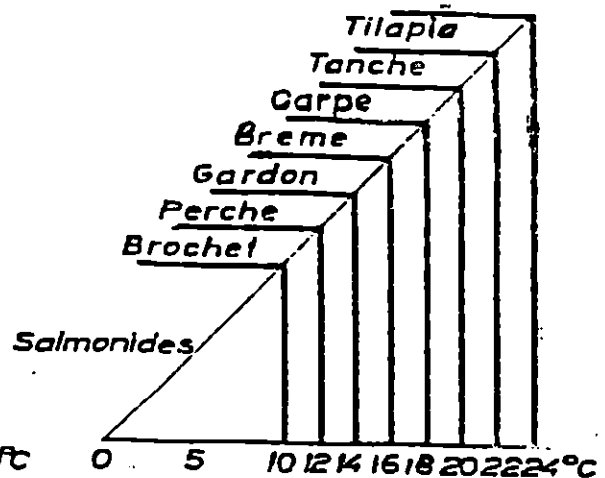
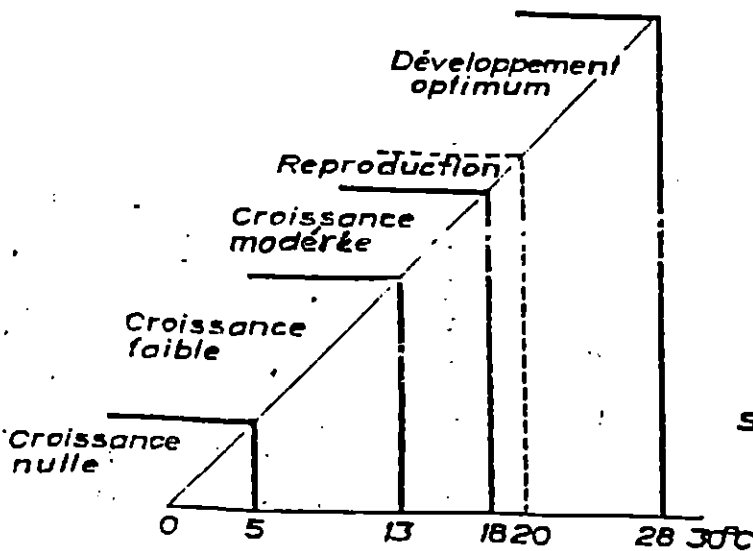


Fig. 3 : Influence de la température sur les poissons d'élevages. (HUET, 1970)

3.2.3 p h

Généralement une eau à vocation piscicole doit avoir un pH compris entre 6.5 et 8.5 (ARRIGNON 1991).

Pour les cyprinidés, la gamme de pH supporté est large de 5 à 9 (RODIER 1996).

3.2.4. Salinité

La salinité des eaux c'est à dire la concentration totale en ions dissous (Na^+ , K^+ , Mg^{++} , Cl^- ...) est un paramètre important puisqu'il conditionne le confort osmotique du poisson. La plupart des espèces de cyprinidés qui vivent exclusivement en eaux douces peuvent supporter des salinités allant jusqu'à 10g/l.

Pour obtenir une croissance satisfaisante, les teneurs ne doivent pas excéder 5g/l (BILLARD 1995).

3.2.5. Les teneurs en minéraux essentiels

Les teneurs optimales sont par litre d'eau, de l'ordre de 0.2 – 0.3mg de P(phosphore) et de 1.5 – 2mg de N(azote).

Les teneurs souhaitables en K(potassium) sont plus faibles.

Le rapport $N_{\text{dissous}} / P_{\text{dissous}} = 4 / 8$ (R.BILLARD1995)

3.2.6. Les composés azotés

Les substances azotées dissoutes résultent de la dégradation des protéines présent dans l'aliment et de l'excrétion. Elles sont présentées par : l'ammoniaque (NH_4^+), les nitrites (NO_2^-) et les nitrates (NO_3^-).

Et leurs valeurs administrées sont comme suit :

NO_3^- est de 15mg/l

NO_2^- varie de 0.1 à 0.2 mg/l

NH_4^+ est de 0.025 mg/l (BILLARD 1995)

3.3. Régime alimentaire

Le régime alimentaire varie d'une espèce à une autre:

- La Carpe commune (Cyprinus carpio) est omnivore, opportuniste, benthophage (fouille jusqu'à 15 cm en fond vaseux), zooplanctonophage occasionnelle (des carpes de 1kg peuvent se gaver de grosses daphnies) comme elle accepte des aliments supplémentaires (SCHLUMBERGER 1997).

- La carpe royale (Cyprinus carpio) est omnivore, sa nourriture est constituée d'organismes planctoniques et d'animalcules qui se trouve sur le fond.(MICHAELS 1988)

La nourriture de larve nouveau né consiste en algues microscopiques, rotifères et petit crustacés (puces d'eau). (B.J., MUUS - P. DAHLSTRON 1991).
La taille de la première alimentation pour la Carpe commune est de (0.08 - 0.1mm);
(SCHLUMBERGER 1997)

La température joue un rôle en ce qui concerne l'appétit de la carpe. Au dessous de 8c°, elle ne mange pas ou à peine et la température optimum pour la nourriture est de 20c° .(. MUUS - DAHLSTRON 1991)

4. Biologie de la Carpe Commune .

4.1. Anatomie

4.1.1. Anatomie général d'un mâle de *Cyprinus carpio* (fig. 4)

4.1.2. Anatomie général d'une femelle de *Cyprinus carpio* (fig. 5)

4.2. Reproduction

4.2.1. Saison de reproduction

La Carpe commune commence à frayer à la fin du mois d'Avril ou au début du mois de Mai, quand la température de l'eau est de 20c° durant le jour et plus de 15c° la nuit. (d'après le bulletin national scientifique et technique FAO)

4.2.2. Dimorphisme sexuel

Les caractères sexuels permettent la différenciation à vue des mâles et des femelles. Ces caractères Concernent un certain nombre de manifestations. Une éruption de puberté selon Vunder 1935 in BILLARD 1995, apparaisse chez le mâle de (*Cyprinus carpio*) qui parvient à la maturité sexuelle. Cette éruption affecte la forme de petit boutons blanchâtre apparaissent sur le crâne et les opercules, tandis que (J Arrignon 1991) cite qu'en période de reproduction les papilles génitales concave chez le mâle et convexe chez la femelle.

L'âge à la première maturité dépend principalement de la température d'élevage et du sexe.

Chez la carpe dans le milieu naturel la maturité intervient pour les femelles à 4-5 ans dans la «Volga » ,3-4 ans en «Pologne », 2 ans en «France » et en «République de Chine ».

La maturité des mâles se produit en général un an avant celle des femelles (MAOUCHE et SERIDJI 1976) ,(BILLARD 1995).

L'âge et le poids à la première maturité vont aussi dépendre des souches, de l'alimentation et de la vitesse de croissance.

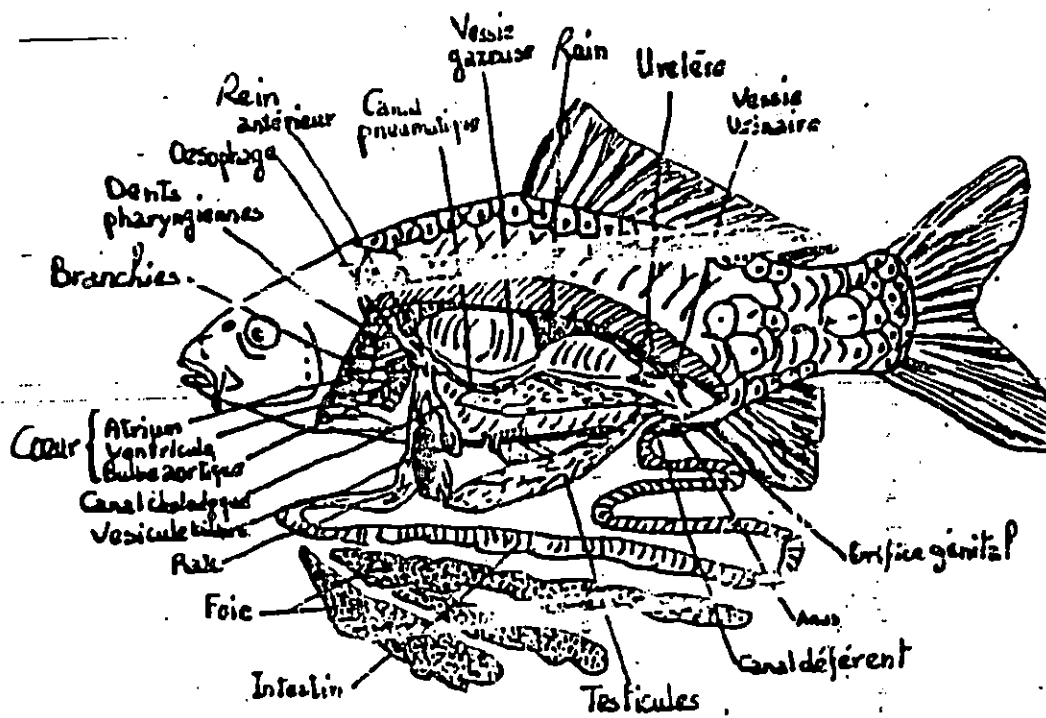


Fig. 4 : Anatomie d'un mâle de *Cyprinus carpio*. (DEKINKELIN 1981)

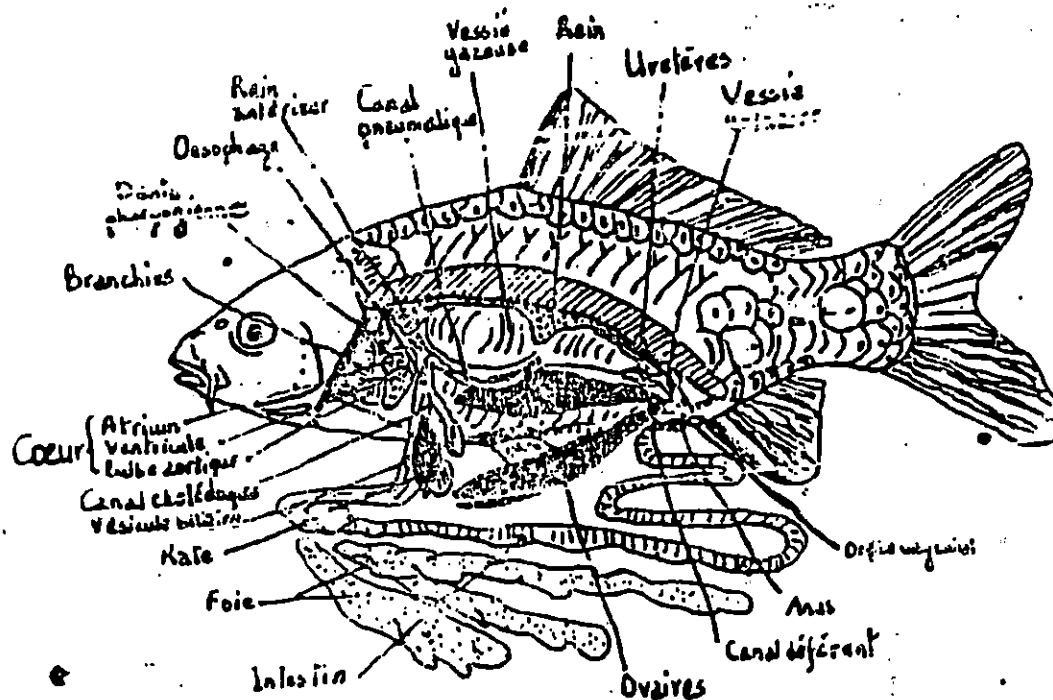


Fig. 5 : Anatomie d'une femelle de *Cyprinus carpio*. (DEKINKELIN 1981)

4.2.3. le cycle sexuel

4.2.3.1. l'ovogenèse : C'est la transformation d'une cellule sexuelle primordiale, l'ovogonie en un gamète femelle, l'ovule (BARNABE 1991). L'ovogenèse comporte plusieurs stades:

- Stade I : Multiplication d'ovogonie (les cellules mères) par mitose, et leurs transformation en ovocytes.

- Stade II : Développement en taille des ovocytes, et appariement d'un follicule autour de chacune (qui a pour fonction de nourrir et protéger l'ovule au cours de son développement).

Se stade se termine par la naissance d'un double assise de cellules.

- Stade III : La cellule constituant l'ovocyte s'accroît sensiblement pour atteindre 200U. A cette phase le follicule l'entoure complètement.

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

- Stade IV : C'est le début de la vitéllogénèse avec production et accumulation de vitellus.

L'ovocyte s'accroît de 200 à 300U, les premiers globules lipidiques apparaissent dans le cytoplasme.

- Stade V : Le second phase de la vitellogénèse, le cytoplasme se remplit de globules lipoides et le vitellus commence à produire ses plaquettes. Ovocyte de 300 à 500U.

- Stade VI : Représente la troisième phase de la vitéllogénèse durant laquelle les plaquette de vitellus poussent les gouttelettes huileuses vers le bord de la cellule ou deux anneaux commence à ce former, les nucléoles qui participent à la synthèse protéiques et l'accumulation des réserves nutritives adhèrent à la membrane du noyau de la cellule dont sa taille est entre 600 et 900U.

- Stade VII : La vitéllogénèse terminent à ce stade ou l'ovocyte atteint 900 à 1000U. Lorsque l'accumulation de vitellus s'achève, le micropyle (orifice microscopique percé dans la membrane de l'ovule pour permettre la pénétration des spermatozoïdes au moment de la fécondation) s'ouvre pendant cette phase.

A la fin de se stade VII, l'ovule, est expulsé hors des structures folliculaires, et donc l'ovulation - (fig - 7) -

L'ovogenèse est fortement dépendante de la température, un cycle complet demande au moins (1000 degrés- jour) soit 50j à 20°C. (BILLARD 1995)

Lorsque ces conditions thermiques sont réunies, il est donc possible d'obtenir plusieurs reproductions par an, pourvu que les femelles soient convenablement alimentées. Si l'ovulation n'intervient pas dans les 2-3 semaines suivantes, l'ovocyte se dégrade et l'ovulation ne peut plus avoir lieu, ou si elle se produit les ovules ne sont pas fécondables.

La production d'ovules par cycle et par Kg de poids vif (fécondité relative) varie selon les espèces :

Carpe Commune	90 000- 300 000
Carpe Marbrée	67 000- 130 000
Carpe Argentée	100 000- 150 000
Carpe Herbivore	80 000- 120 000

Tab. 1 : Fécondité relative chez les cyprinidés (JHINGRAN et PLLIN 1985) in BILLARD 1995.

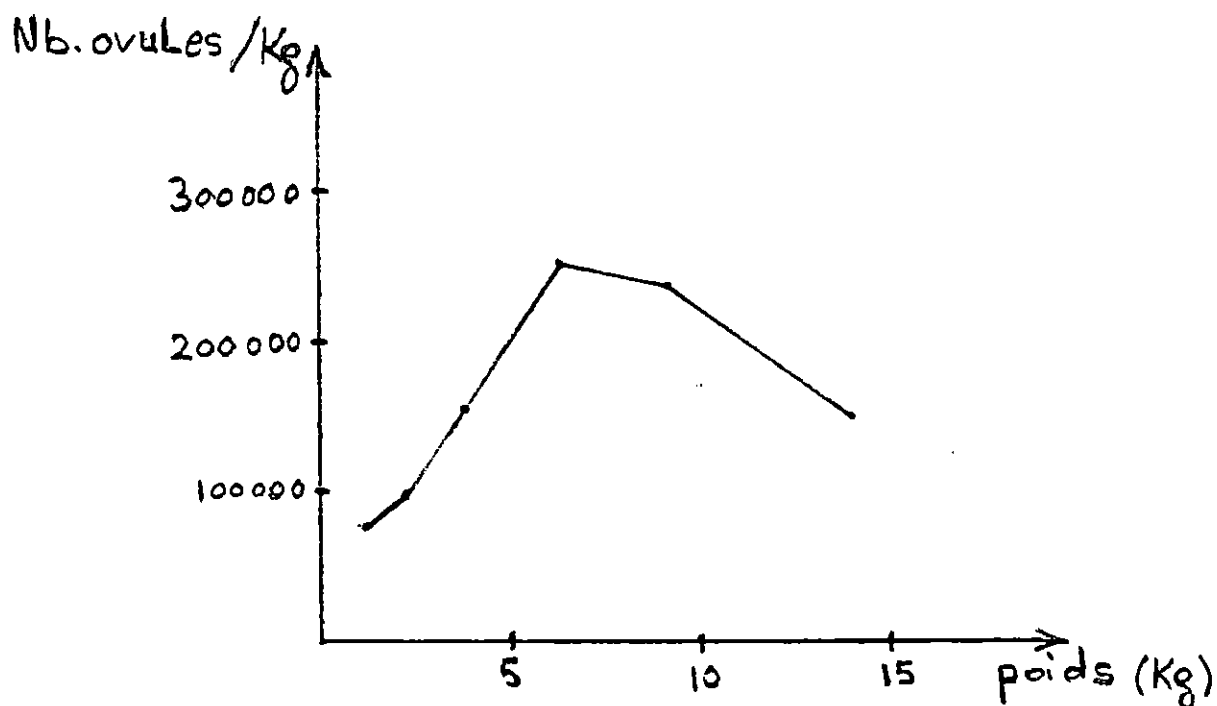


Fig. 6 : Evolution de la fécondité relative de la Carpe commune femelle en relation avec l'augmentation du poids corporel. (d'après ALIKUNTI 1996 FAO)

4.2.3.2. La spermatogenèse :

C'est la transformation d'une cellule germinale, la spermatogonie en un gamète mâle le spermatozoïde. (BARNABE 1991)

La spermatogenèse est moins compliquée que l'ovogenèse, elle comporte une phase de multiplication spermatogoniale, suivie de la méiose et de la spermiogénèse, qui s'achève par l'accumulation de spermatozoïdes dans les lobules testiculaires puis par leur émission (spermiation). La production de spermatozoïdes est considérable 2000 milliards par cycle (pour un mâle de 1kg). (Fig. 7)

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

Les spermatozoïdes ne sont pas tous libérés à la fin de cycle reproducteur, même après stimulation hormonale, et subsistent dans le testicule au cours des cycles suivants. (BILLARD 1995).

4.2.4. les facteurs influençant la reproduction

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

4.2.4.1. les facteurs abiotiques

a- Température

Selon BILLARD (1995) et BARNABE (1989), la température est le facteur déterminant de la gametogénèse.

Un cycle complet d'ovogenèse demande au moins 1000 degrés-jours (soit 50 jours à 20°C).

La maturation finale demande des températures supérieures à 20°C. Si les élévations de température se produisent tôt au printemps (mars, avril) à plus de 2-3 semaines entraînent l'atrésie des ovocytes.

b- Photopériode

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

c- L'oxygène dissous

Les variations chimiques du milieu prennent une importance dans le cycle sexuel des poissons et en particulier chez les cyprinidés.

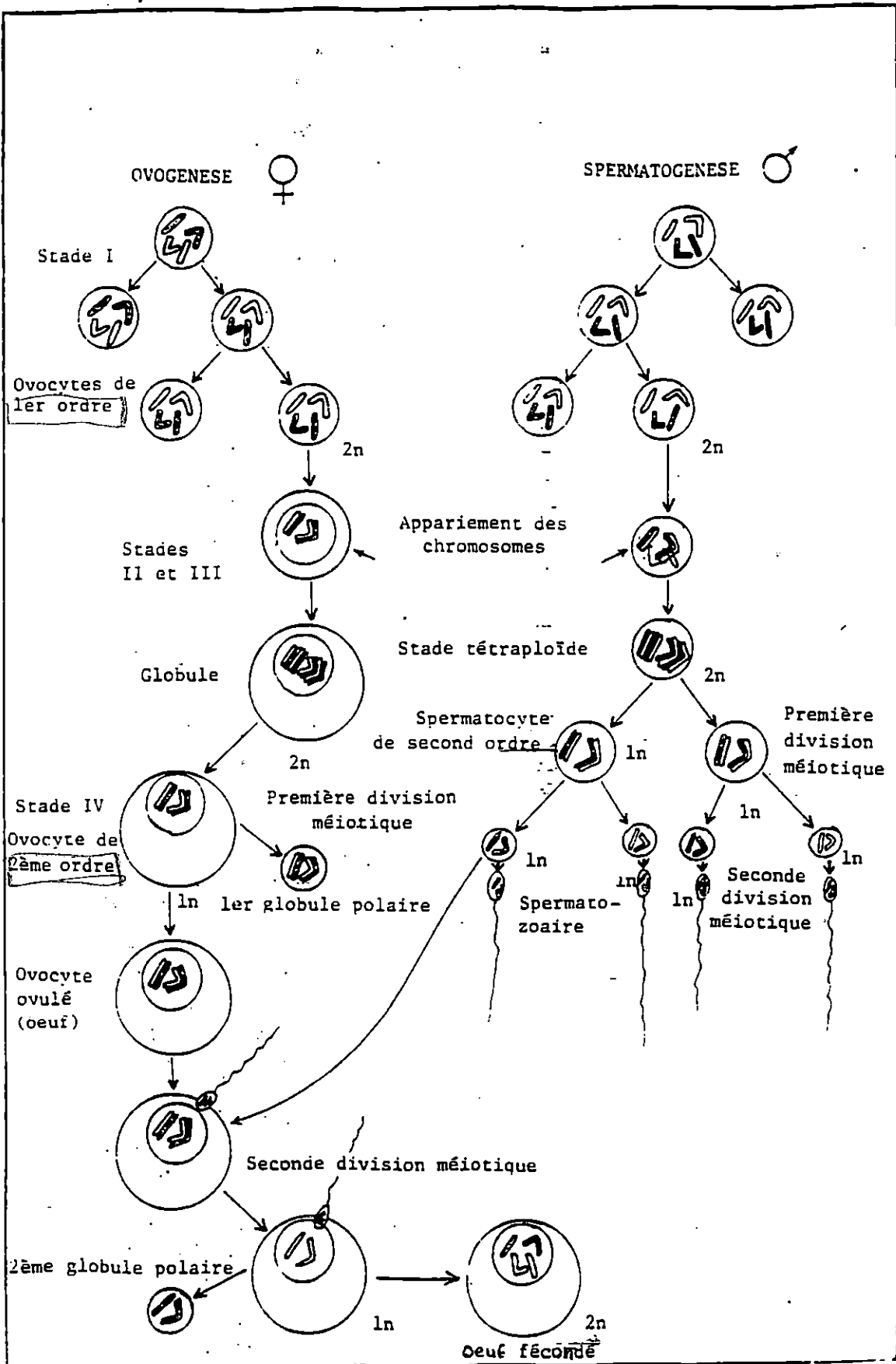


Fig. 7 : Schéma général du développement des produits sexuels chez les poissons.

Les consommations horaires d'oxygène des géniteurs carpe est de l'ordre de 100 mg/kg de poids vif dans une eau à saturation, le taux minimal d'oxygène dans l'eau est de 6 mg/l et doit être à saturation lors de l'ovulation (BERNABE 1986).

4.2.4.2. les facteurs biotiques

a- l'alimentation

L'alimentation est un facteur important pour la maturation sexuelle des poissons. Selon (R.BILLARD 1995) l'alimentation agit de deux manières :

- Action directe sur l'élaboration du vitellus
- Action indirecte sur l'activité hypophysaire

b - Pathologie

Certains processus pathologique peuvent provoquer des troubles de la reproduction (ROUABAH 1988).

Ces processus pathologiques peuvent inhibé ou atteindre la reproduction soit au niveau de l'ovaire ou de l'hypophyse, a titre d'exemple les métaux lourds provoque une inhibition de ponte, et une réduction de fertilité des gamètes.

L'action des pesticides sur les malformations des ovocytes (BARNABE 95).

c- La régulation hormonale

Le fonctionnement du cycle sexuel est contrôlé par un système neuro- endocrinien qui englobe l'hypothalamus et l'hypophyse.

L'hypothalamus: C'est un tissu a la base de cerveau ou se trouve le centre de l'activité lymphatique qui est constitué par des cellules neuro- sécrices, celles-ci répondent à un signal électrique du cerveau en libérant un messenger chimique, assurant le passage entre l'information neurale et hormonale.(.Barnabé 1991)

L'hypophyse : Est une glande endocrine située sous l'encéphale, elle joue le rôle d'intermédiaire entre le système nerveux central et les gonades au cours de la reproduction.

Les messagers chimiques (hormones) libérant, incitant l'hypophyse a libérer dans l'appareil circulatoire général une hormone GTH (gonadotrophine) dont l'organe ciblé est le gonade(.BARNABE 1991). Fig. 8

Les facteurs de l'environnement:

Température

Photopériode

Site de ponte

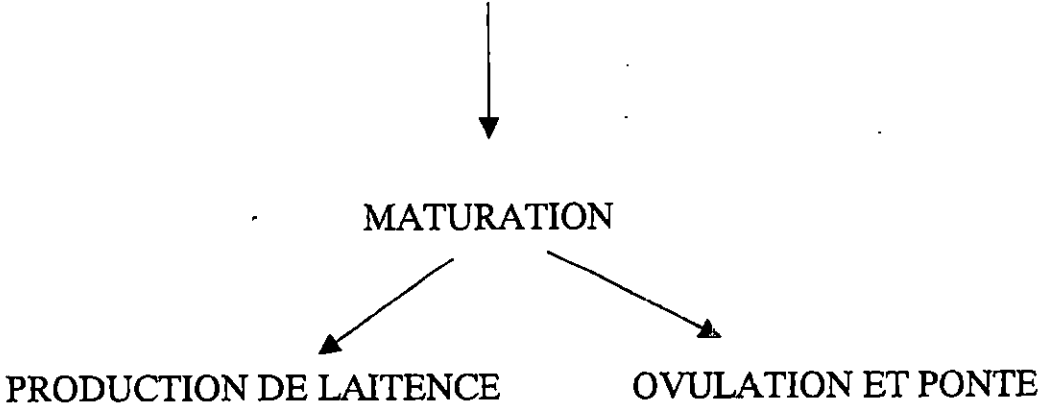
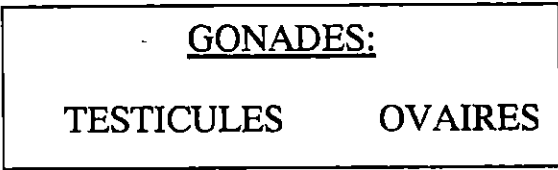
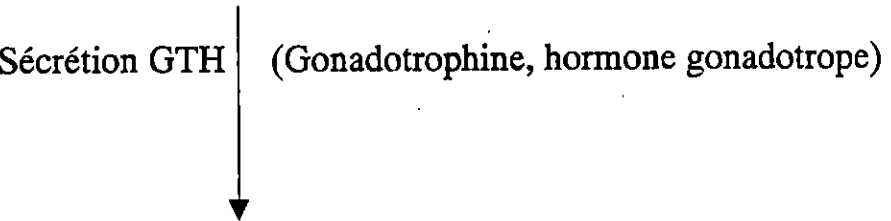
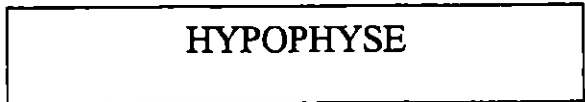
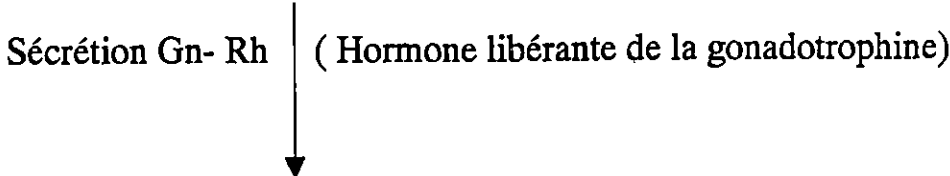
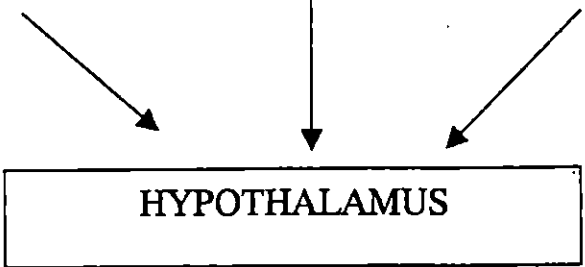


Fig. 8 : organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons.
(SHLUMBERGER 1997)

4.2.5. Les modes de reproduction

On distingue trois modes de reproductions:

4.2.5.1. Reproduction naturelle

C'est une pratique qui consiste à mettre en présence des sujets de sexes opposés dans des proportions connues ou non, a fin que la fécondation des ovules par les spermatozoïdes se réalise de façon naturelle. (GOCHE, MUIR 1999) fig. 9

4.2.5.2. Reproduction semi- naturelle

Elle consiste à l'emplacement des nids artificiels afin que la production et la fécondation s'effectue sur ces nids, généralement les femelles reçoivent une injection pour induire la ponte (GOCHE, MUIR 1999). Fig. 10

4.2.5.3. Reproduction artificielle

C'est la méthode la plus élémentaire pour l'obtention artificielle des œufs. Les femelles reçoivent deux injections hormonales tandis que les mâles reçoivent une seule, et des que les géniteurs atteignent la maturation, les gamètes mâles et femelles sont extraient du corps puis fertilisé est mis ainsi dans des incubateurs a des conditions optimale(GOCHE, MUIR1999). Fig. 11

Les poissons mâles et les poissons femelles sont regroupés dans une zone de reproduction

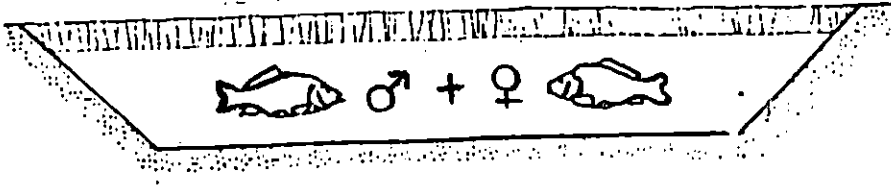
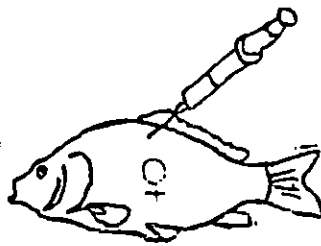


Fig. 9 : Reproduction naturelle.

Les poissons femelles reçoivent une injection chimique destinée à provoquer la ponte, avant que ...



... mâles et femelles soient regroupés dans une zone de reproduction

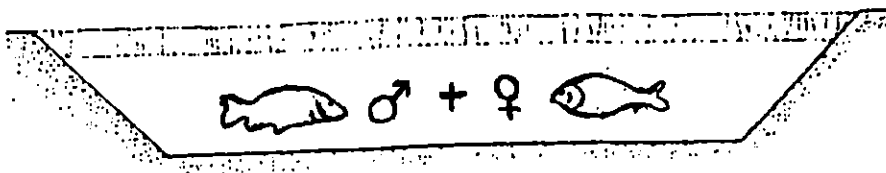
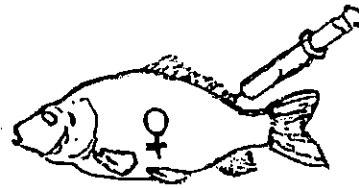
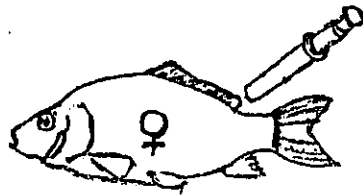
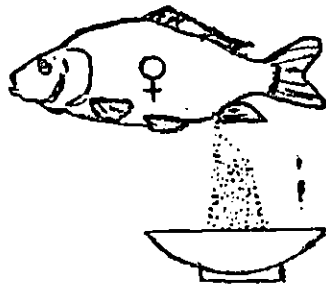


Fig. 10 : Reproduction semi- naturelle.

Les poissons femelles reçoivent une ou plusieurs injections afin de régulariser la maturation des ovules



Les ovules mûrs sont extraits du poisson femelle



Les ovules sont fertilisés artificiellement par du sperme de poisson mâle

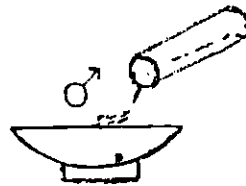


Fig. 11 : Reproduction artificielle.

MATERIELS

ET

METHODES

II. MATERIEL ET METHODES

1. Présentation de l'organisme d'accueil

Cet établissement est passé sous plusieurs dénominations depuis la colonisation à ce jours.

Créer en 1921, sous la dénomination de "station d'aquiculture et de pêche de Castiglione" puis ISTPA jusqu'à 1977 .Création de centre d'étude et de recherche en pisciculture (CERP) en 1980. Dissolution en 1990 et création de CNDPA.

Le centre national d'étude et de la documentation pour la pêche et l'aquaculture est un établissement public à vocation administrative, crée par décret exécutif No.93-259 du 27 Octobre 1993, doté de la personnalité morale et de l'autonomie financière, il est placé sous la tutelle du ministère de la pêche et des ressources halieutiques.

Missions

- Préparation et aménagement des milieux productifs.
- Prospection et estimation des ressources.
- Mise au point et vulgarisation des techniques d'exploitation.
- Collecte et traitement des données statistiques.
- Mise en places de la structure pilote d'élevage.
- Assistance a tous les professionnels dans le domaine de la pêche et l'aquaculture.
- Contrôle de la qualité des produits de la pêche et de l'aquaculture.

Le centre est organisé en quatre départements

- Le département de l'administration des moyens.
- Le département des études socio-économiques et techniques
- Le département des ressources vivantes.
- Le département des moyens techniques.

2. Matériels

2.1. Ecloserie

Le centre dispose d'un module d'ecloserie formé de deux séries de dix bouteilles de Zoug disposés en parallèle et deux bassins cylindroconiques pour l'élevage larvaire. (Fig. 12)

Les bouteilles sont orientées vers le bas et ont une capacité de 8 L, alimentées par le goulot et déversant le trop-plein par le haut, permettant de maintenir un courant régulier ascendant d'eau bien oxygénée pour éviter le dépôt des matières en suspension sur les œufs et provoquer ainsi l'asphyxie des œufs.

Le renouvellement d'eau est assuré par un dispositif (2 bassins) placé au dessus du module à la partie supérieure du support métallique.

Remarque : l'ensemble du dispositif est nettoyé avant son utilisation, avec de l'eau de Javel et séché avant la mise en place des œufs pour s'assurer de l'élimination totale du chlore.

Le fonctionnement de l'incubateur doit être vérifié et réglé avant la mise en incubation .

2.2. Les bassins

2.2.1. Caractéristiques

2.2.1.1. Bassins des géniteurs

Les géniteurs pêchés au niveau de la réserve de chasse de Zeralde, sont répartis et stockés sur trois bassins en dure au niveau de la station piscicole de Mazafran, dont les dimensions sont :

- Deux bassins de 20 m² pour le stockage des femelles. (fig.13)
- Un bassin de 50 m² pour le stockage des individus qui ne répondent pas au critères de sélection.

Les bassins sont alimentés en eau de puits par une tuyauterie, et équipé d'une vanne pour la vidange.

2.2.1.2. Bassins gardoirs (bassins d'adaptation)

Sont des bassins destinés à l'entreposage des géniteurs sélectionnés pour la fécondation artificielle.

Deux bassins en dure, disposés l'un à coté de l'autre, dont les dimensions sont 6.4m x 2m x 0.9m.

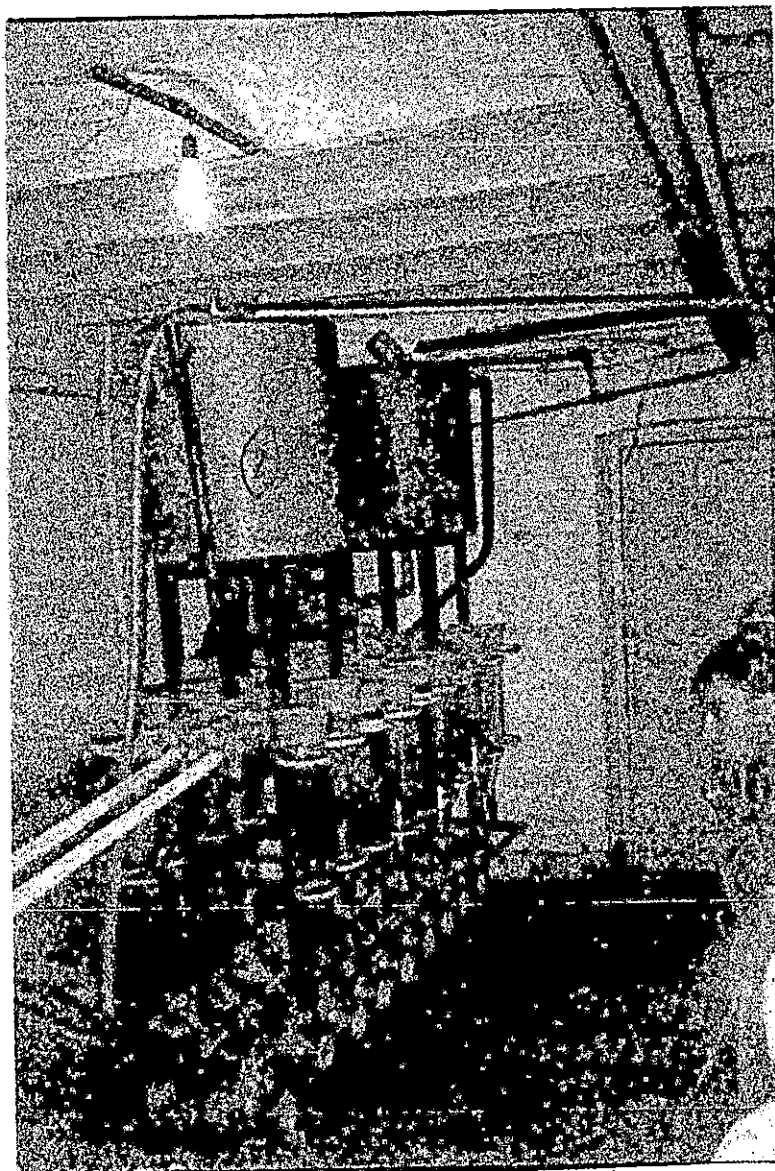


FIG.12 :LE MODULE D'ECLOSERIE

2.2.1.3. Bassins de stabulation (bassins de maturation)

Pour pouvoir contrôler la température, les géniteurs sont transférés dans de nouveaux bassins en dur, qui ont les dimensions :(1.8m x 1.45m x 0.75m). chaque bassin est équipé d'une vanne de vidange, une arrivée d'eau chaude et une arrivée d'eau froide.(Fig.14)

2.2.2. Préparations et désinfection

Les bassins sont bien nettoyés avec de l'eau et désinfectés avec de la chaux vive, ils sont mis à sec pendant 3 jours ensuite remplis d'eau .

Après chaque opération, les bassins sont vidangés et remplis à nouveau.

3. Méthode

3.1. Pêche des géniteurs

La pêche des géniteurs de la carpe royale (Cyprinus carpio) a été effectuée par les techniciens du CNDPA au niveau de la réserve de chasse présidentielle de Zéralda à mi-février l'an 2001 . L'échantillon est composé de 50 femelles et 38 mâles.

Le matériel utilisé est composé d'une barque motorisée et un filet trimail.

La méthode consiste à caler le filet en zigzag sur le fond, puis le poisson est rabattu par le bruit du moteur en faisant sillonné la barque en surface (technique classique "batté- battu").

La première sélection du poisson se fait au moment de la pêche.

3.2. Transport et adaptation des géniteurs

Les sujets présélectionnés sont transportés dans des sachets en plastiques, remplis d'air comprimé, depuis le lieu de la pêche vers les bassins d'adaptation au niveau de la station piscicole de Mazafran ,qui seront ensuite pêché et sélectionnés a nouveaux le jours de la reproduction artificielle. (fig. 15)

3.3. Sélection et sexage

Les géniteurs ont été sélectionnés d'après la conformation du corps, l'état sanitaire et le poids.(fig. 16)

Le sexage a été effectué selon les critères suivants

Mâle mûr

- Corps (ventre) élancé
- Papille génitale convexe
- Orifice génital en fente
- Expulsion de laitance par légère pression de l'abdomen.

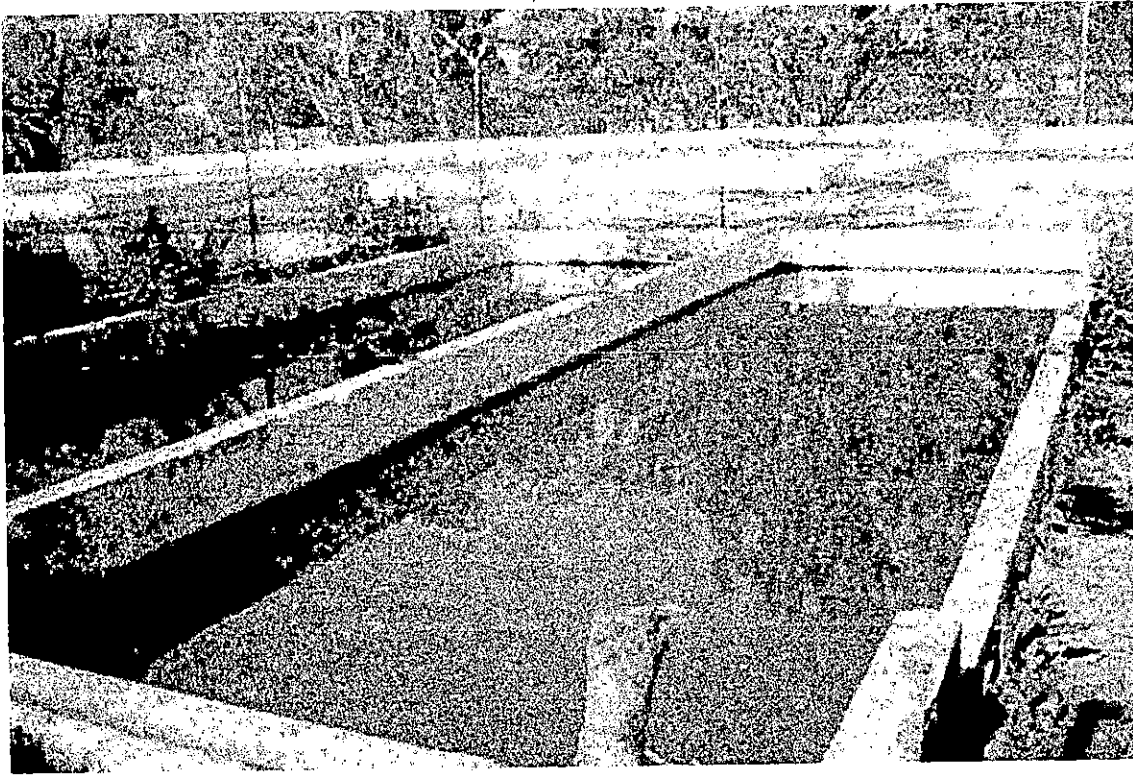


FIG.13: BASSINS DES GENITEURS (MAZAFRAN)

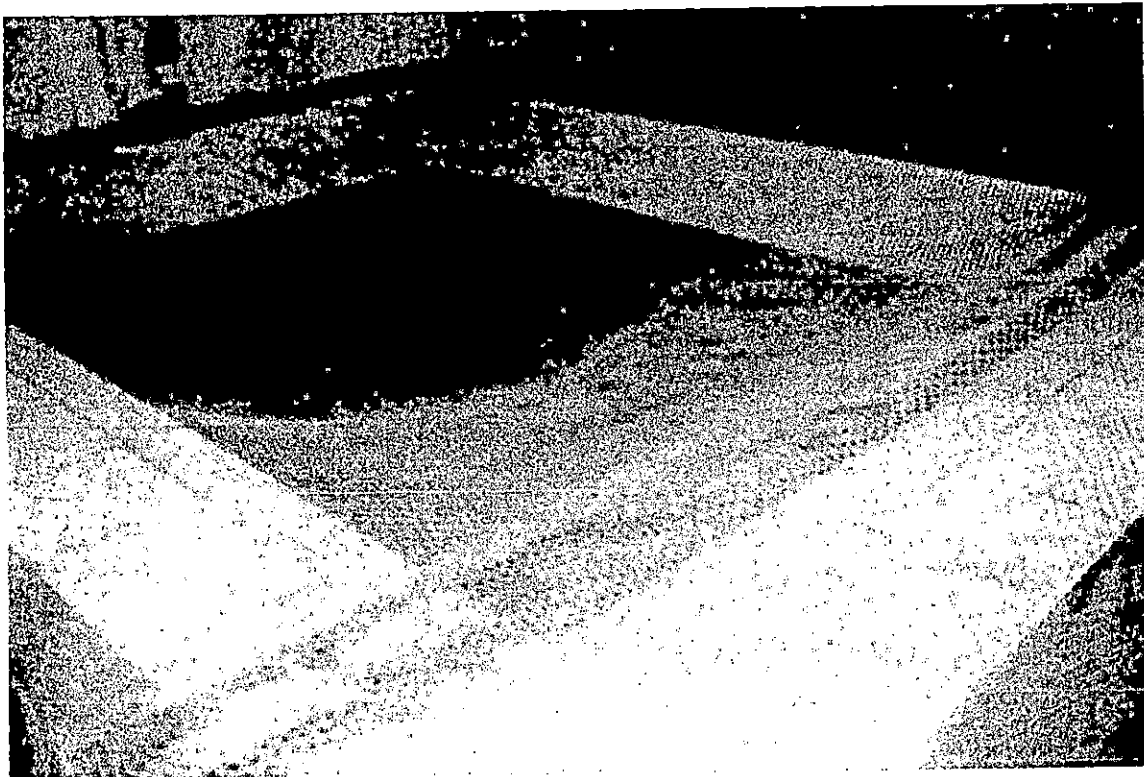


FIG.14: BASSINS DE MATURATION (CNDPA)

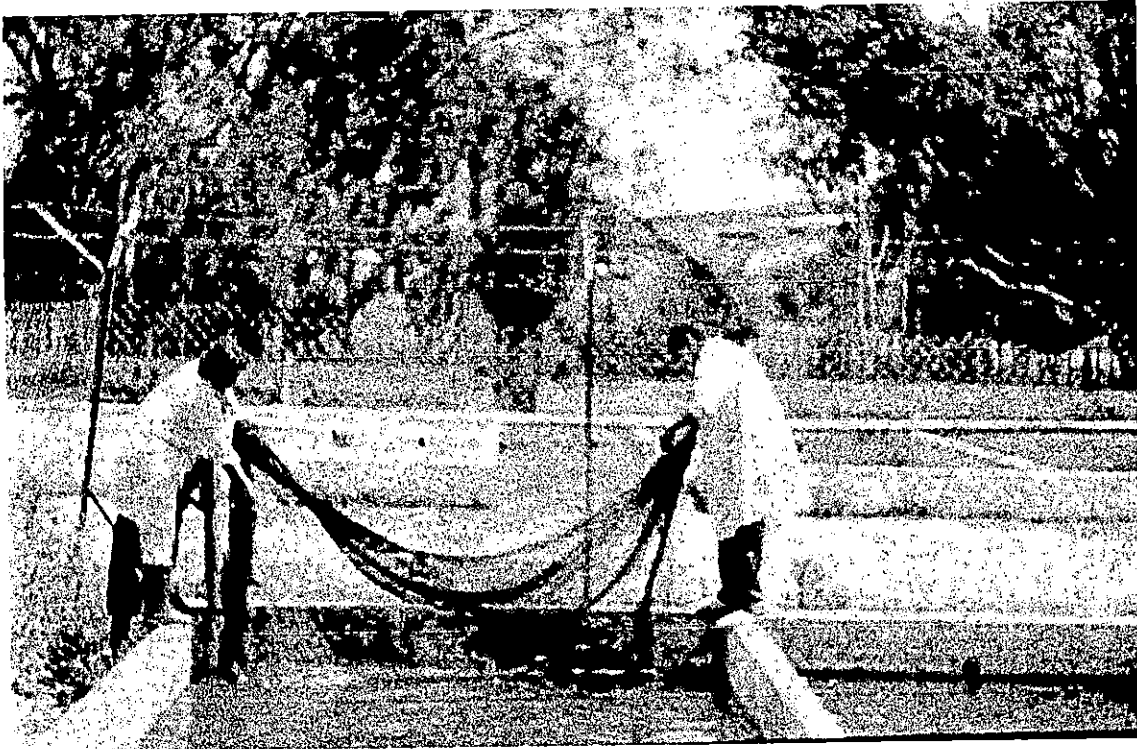


FIG.15: PECHE DES GENITEURS



FIG ;16 : SELECTION ET SEXAGE DES GENITEURS

Femelle mûre

- Ventre renflé et bombé
- Papille génitale concave
- Orifice génital rond et rosâtre
- Protubérance anale
- Ecoulement d'un liquide jaunâtre par l'orifice génital.

3.4. Contrôle pondérale

Les géniteurs ont été pesés à l'aide d'une balance de type Salter ($\pm 1\text{mg}$)

3.5. Traitement hormonal

3.5.1. Anesthésie

Elle est utilisée couramment pour faciliter les manipulations des poissons.

les anesthésiques les plus utilisés sont :

- MS 222 (jusqu'à 100mg/l d'eau)
- La quinaldine (0.25ml/l d'eau)
- La phénoxyéthanol (0.2ml/l d'eau)
- La solution anesthésiante que nous avons utilisée est composé de 10 L d'eau + $2,5\text{ml}$ de phénoxyéthanol. (BILLARD 1995)

Quelques précautions

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

Le bain anesthésiant doit être oxygéné et renouvelé périodiquement, lorsque la masse de poisson est importante.

Le volume du bain sera de 5 à 10 fois le volume des poissons anesthésiés au même moment.

Les poissons doivent être retirés du bain anesthésiant dès qu'il y a perte d'équilibre et avant que s'arrêtent les mouvements respiratoires des opercules . Si ces derniers viennent à cesser durant les manipulations, il faut immédiatement placer par intermittence la bouche de l'animal sous l'arrivée d'eau de façon à rétablir les battements operculaires.

3.5.2. Matériels et hormones utilisés:

3.5.2.1. Matériels :

Nous avons utilisé pour l'insémination artificielle :

- Une senne pour récupérer les géniteurs
- Une table de manipulation
- Des serviettes
- Des récipients pour la collecte des œufs (petites bassines)
- Une solution fertilisante (sel, urée, eau physiologique, lait)
- Des seringues de 5 ml et de 2 ou 1 ml
- Des aiguilles montées
- Des flacons
- Un thermomètre
- Une minuterie

3.5.2.2. Hormones utilisés:

HCG (Hormone gonadotrope chorionique humaine) dont le produit est vendu préparé sous forme d'une solution injectable dans des flacons de 1500 à 5000 UI. (fig.17)

- Pour les femelles, 800 UI/KG de poids vif, administrée en deux injections.

La première dose représente 1/10 de la dose totale.

- Pour les mâles, 300 à 400 UI/KG en une seule injection.

Le temps entre la première et la deuxième injection est 240 degrés /heure soit (12 h à 20°C), d'où l'intérêt de tenir la température toujours constante.

EPC (extrait pituitaire de carpe) extrait hypophysaire de carpe sous forme de poudre, et pour les utiliser il faut les diluer dans de l'eau physiologique.

- Pour les femelles, la dose totale est de 3 mg/kg de poids vif dans 2 ml d'eau physiologique pure, administrée en deux injections

- Première injection = 1/10 de la dose totale.

- Deuxième injection = le reste de la dose.

- Pour les mâles, 1 mg/kg de poids vif en une seule injection.

3.5.3. Lieux d'injections

Trois endroits sont favorables pour l'injection hormonales au niveaux des nageoires pelviennes, dorsale et annale.(fig. 18)

3.5.4. Traitement hormonal

Les géniteurs sont retirés des bassins d'adaptation a l'aide d'un salabre et transférés dans la salle de manipulation a l'aide des bassines afin d'être pesé pour déterminer la dose totale à injectée.

Chaque individu anesthésie est pesé, ensuite placé dans les bassins de stabulation a sexe séparé ou la température est maintenue constante autour de 20°C au bout de 3 jours, ces géniteurs sont anesthésiés à nouveau afin d'être injectés, ils sont retirés de bain anesthésiant, séchés à l'aide des serviettes et maintenus sur la table de manipulation la tête couverte.

Pour le traitement hormonal, on a suivi la méthode d'HUET 1971, dont l'injection de l'hypophyse a été faite soit :

- Au dessous du premier rayon de la nageoire dorsale vers l'avant du corps a mi- distance de la ligne latérale.
- En intramusculaire de 2 a 3 cm de profondeur (fig. 18).

La première injection a été faite au environ de 9h du matin (uniquement pour les femelles).

La deuxième injection, 12h après.

3.5.5. Suture de l'orifice génital

Afin de limiter tout risque d'ovulation spontanée dans les bacs, il est nécessaire de procéder à la suture de l'orifice génital des femelles immédiatement après la deuxième injection.

Il était important de prédire avec précision l'heure d'ovulation à fin de procéder aux opérations d'inséminations évitant ainsi les risques de vieillissement des ovules donc contrôler la température et de s'assurer qu'elle reste constante pendant la nuit.

La somme des températures entre la 2ème injection et l'ovulation étant de 240-260 degrés/ heure, il est aisé de faire la prédiction et de s'attendre à une ovulation vers 10 à 11 heure.

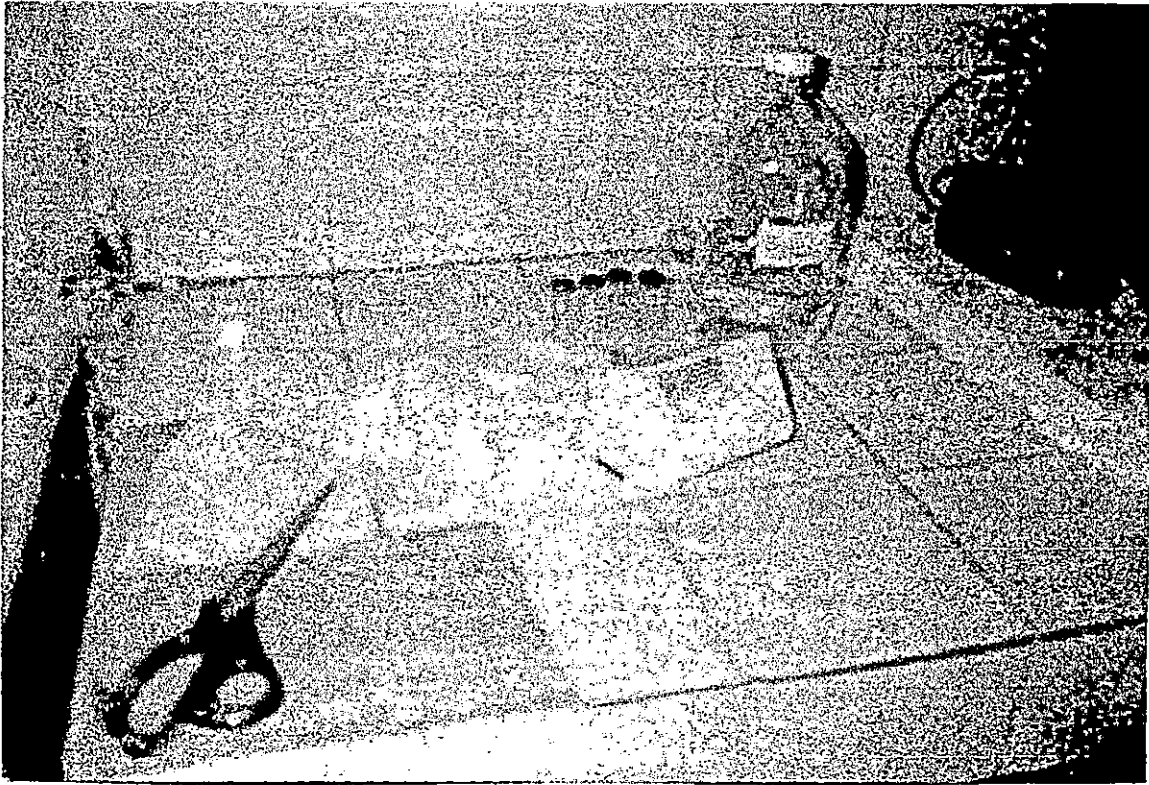
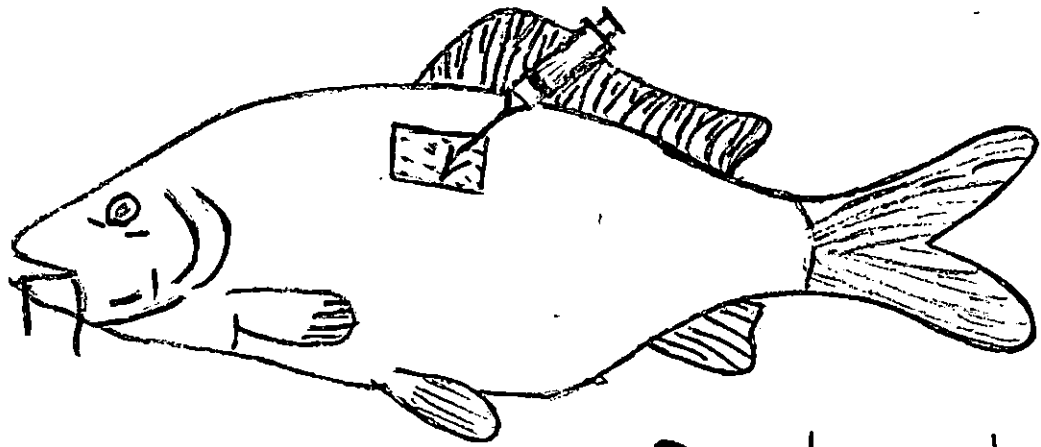


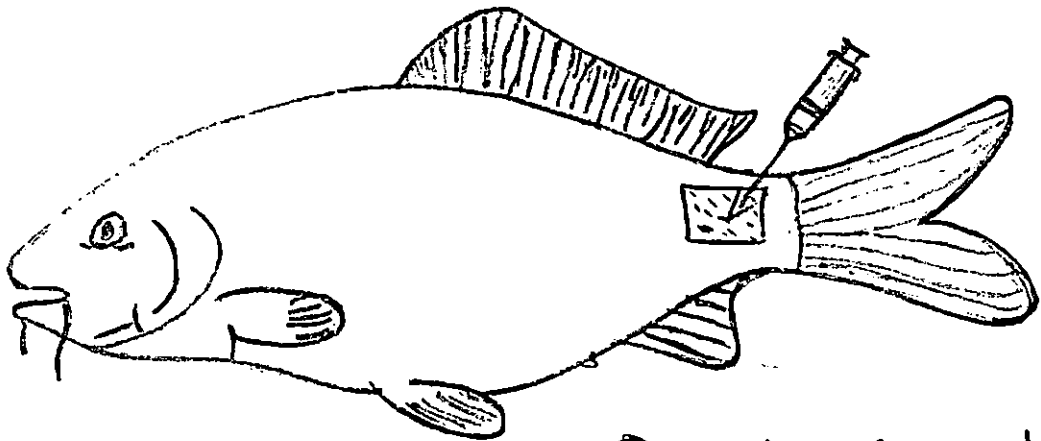
FIG. 17 LES HORMONES UTILISES



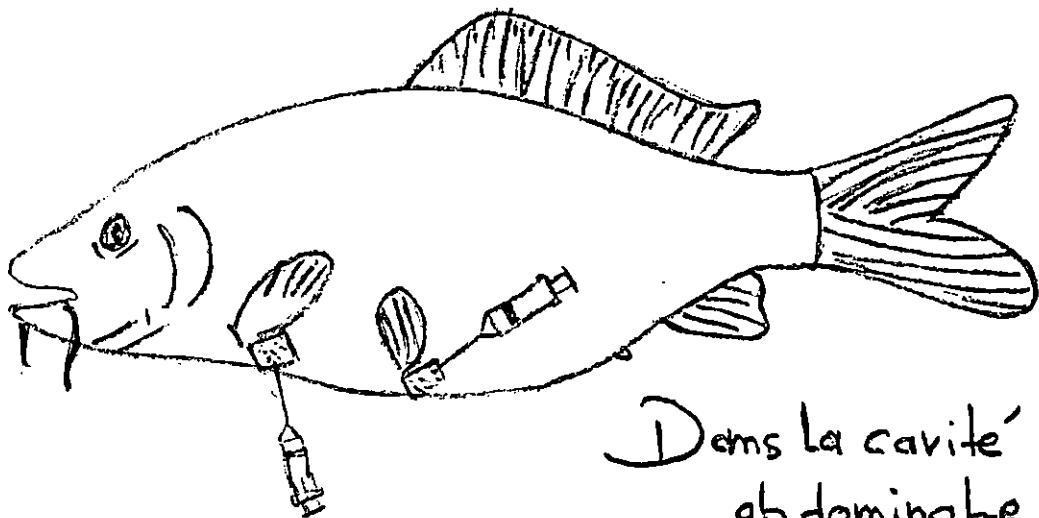
FIG. 18 LIEU D'INJECTION



Dans les muscles de
la nageoire dorsale .

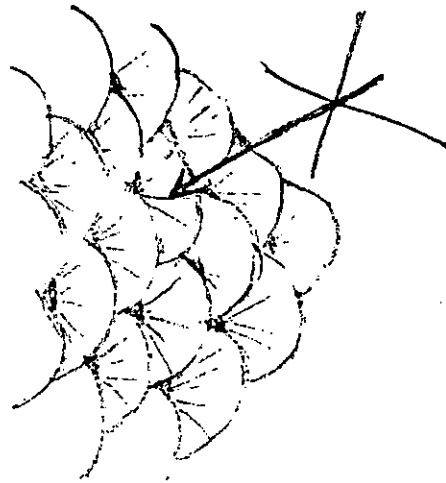


Dans le pédoncule
caudal .

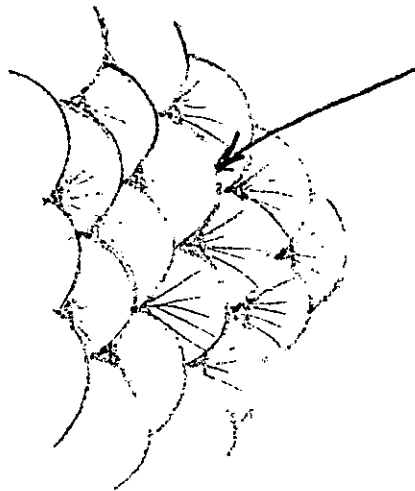


Dans la cavité
abdominale .

FIG. 18 Lieux d'injection.



Il faut éviter
L'injection a travers
L'écaille .



L'injection s'effectu
normalement
sous L'écaille .

Calendrier des trois opérations de la reproduction artificielle effectuée au CNDPA.

1^{ère} opération 21/04/2001

	Nombre d'individus	Poids moyen (kg)	Hormone utilisée	Dose d'hormone totale injectée (mg)
Mâles	3	2	EPC	6
Femelles	4	2	EPC	24

2^{ème} opération 05.05.2001

	Nombre d'individus	Poids moyen (kg)	Hormone utilisée	Dose d'hormone totale injectée (mg)
Mâles	4	2	EPC	8
Femelles	4	2	EPC	24

3^{ème} opération 12.06.2001

	Nombre d'individus	Poids moyen (kg)	Hormone utilisée	Dose d'hormone totale injectée (mg)
Mâles	5	2	EPC	10
Femelles	8	2	5 → EPC 3 → HCG	30 un flacon de 1500UI chacune

- Remarque

Les géniteurs ne sont pas alimentés pendant les 2 à 3 jours précédant l'injection afin qu'il n'y ait pas accumulation des fèces dans le bassin et moins de contamination des gamètes lors du prélèvement.

3.6. Stripping:

C'est le prélèvement des gamètes des géniteurs, et pour cela on a suivi la méthode d'HUET 1970.

Les femelles sont capturées une après l'autre, anesthésiées puis séchées à l'aide des serviettes et maintenues dans les mains de l'opérateur en position fortement inclinée, la tête vers le haut, le ventre vers la cavité du récipient, et on masse doucement les bat-flanc de la femelle en descendant de la région antérieure du tronc jusqu'à l'orifice génital. La pression se suit à plusieurs reprises afin d'extraire tous les œufs.

Les œufs libérés sont recueillis dans un récipient sec en matière plastique.(fig. 19)

Par une opération analogue on fait jaillir la laitance des mâles dans le même récipient contenant les œufs.(fig. 20)

3.7. Insémination artificielle :

On a suivi le protocole de MARCEL 1989, la méthode utilisée est la méthode sèche dite « RUSS » qui consiste à prélevée et mélangée, œufs et laitance strictement à sec avant de rajouter l'eau, car si les œufs sont plongés directement dans l'eau, ils absorbent ce liquide par le micropyle, et la fécondation n'aura pas lieu.

Les produits sexuels récupérés sont d'abord mélangés à sec à l'aide d'une plume (fig. 21) pendant 2 à 3 minutes à raison de 1 l d'ovules par 3,5 ml de laitance.

En ce qui concerne la fertilisation des œufs on a utilisé au cours de la première opération une solution fertilisante contenant (3 g d'urée+4 g de NaCl dans 1 l d'eau), alors qu'au cours de la deuxième et la troisième opération on a utilisé du lait dilué à raison de 1 l de lait dilué dans 5 l d'eau.



FIG. 19 EXTRACTION D'OVULES



FIG. 20 EXTRACTION DE LAITANCE

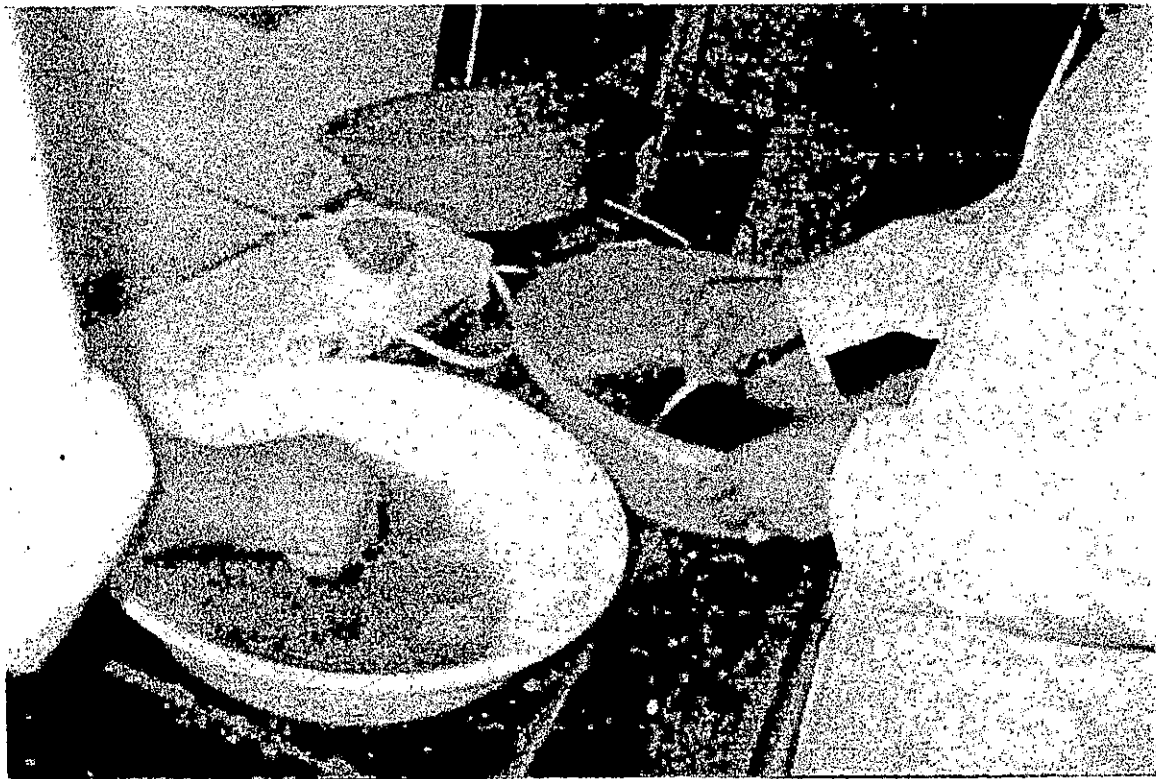
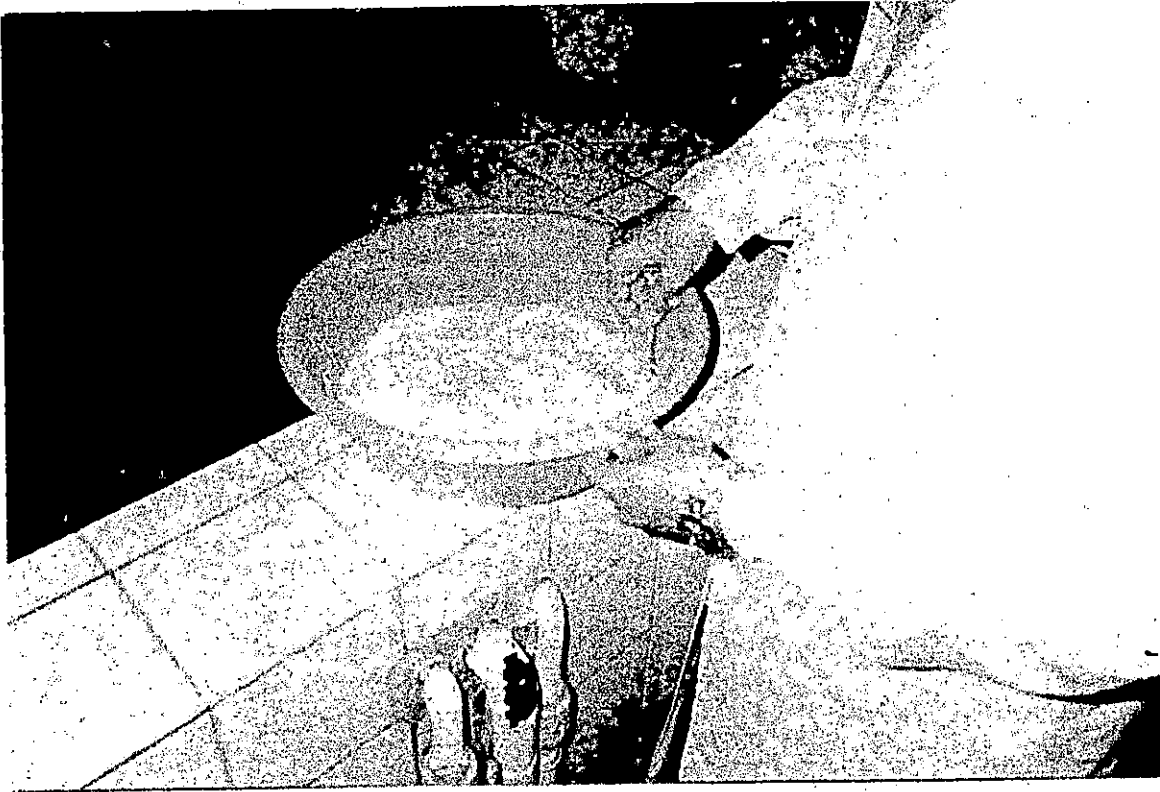


FIG. 21 INSEMINATION ARTIFICIELL

On mélange l'ensemble d'une manière douce et continue pendant 45 minutes, en changeant la solution chaque 15 minutes, en vue d'éliminer le mucus (couche collante des œufs) tout en favorisant l'activité du sperme en augmentant sa durée de vie (HUET 1970, BARNABE 1989).

Au bout de 3^{ème} bain, on rajoute une solution d'acide tannique (5 g d'acide tannique dilué dans 10 l d'eau) pour éliminer les dernières traces de l'adhésivité des œufs fécondés, et on mélange rapidement pendant 10 secondes.

En fin, on rince les œufs fécondés trois fois avec de l'eau pure. (fig. 22)

Cette opération de la fécondation artificielle dure 1 heure en moyenne (fig.23)

- **Remarque :**

D'après BILLARD 1991

1 L d'œufs inséminés (après 1 heure d'hydratation) → 6 à 9 l d'œufs gonflés.

3.8. Incubation

Le dispositif de l'incubation est préparé et mis en marche 2 à 3 heures avant le stripping.

La température de l'eau dans les bouteilles de Zoug est maintenue constante entre 20-23°C.

Avant la mise des œufs fertilisés dans les bouteilles, les vannes sont fermées, et un volume de 200 ml d'œufs (4 béccher de 50 ml) est alors déversé dans chaque bouteille à moitié pleine d'eau, et les vannes sont ensuite réouvertes et le courant d'eau traversant ces bouteilles est réglé de telle sorte que les œufs soient maintenus en mouvement pour éviter leur colmatage et assurer une bonne oxygénation. (fig. 24)

La période d'incubation a durée 5 jours.

- **Remarque**

Dans le cas de ponte de mauvaise qualité, les œufs non fécondés deviennent blanchâtres et doivent être éliminés, car ils constituent un substrat pour le développement de « Saprolégniose » BILLARD 1995.



FIG. 22 RINCAGE AVEC DE L'EAU PURE

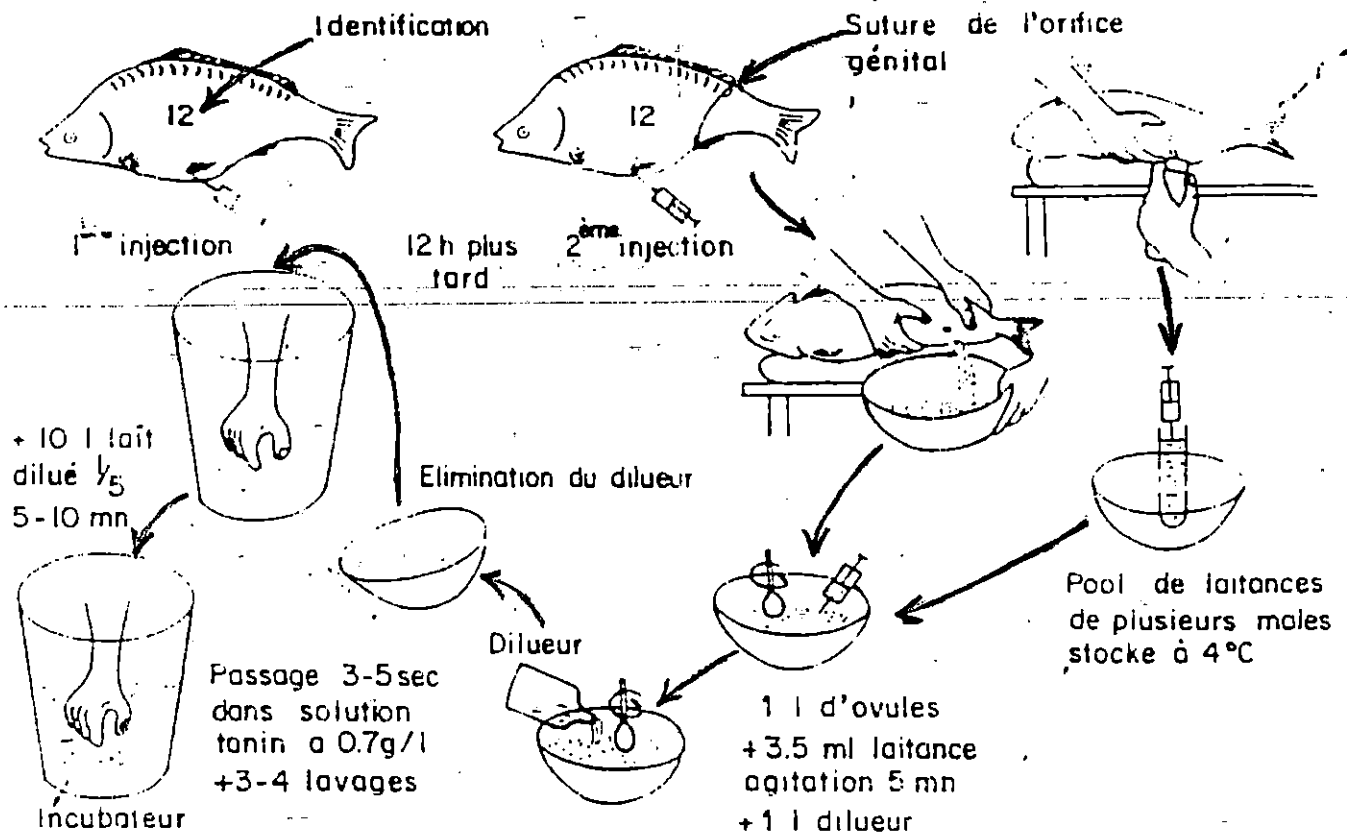


FIG. 23 : Schéma des opérations d'insémination artificielle de Carpe commune.

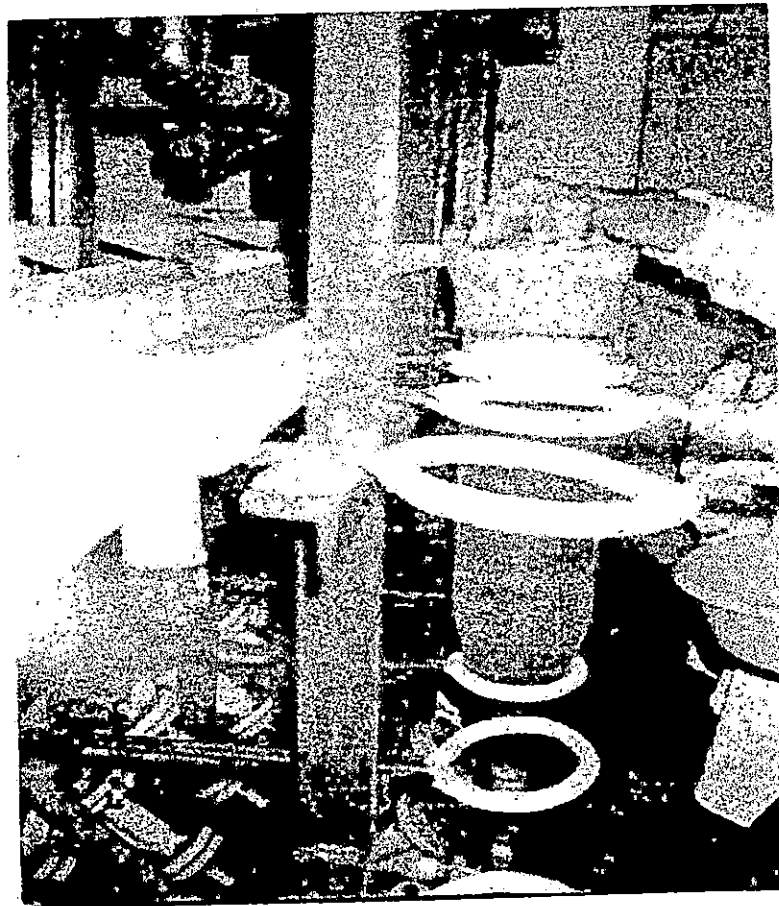
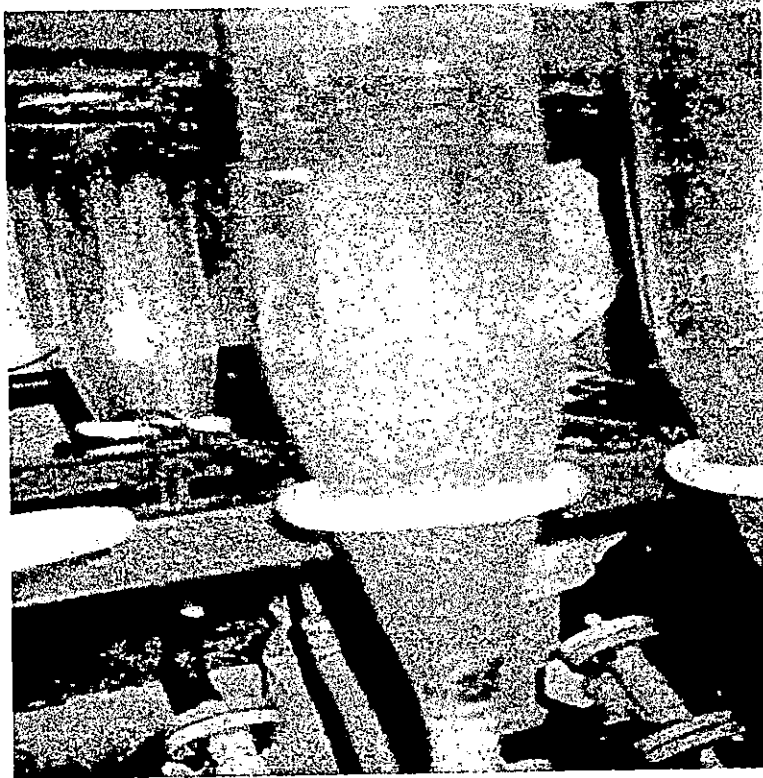


FIG. 24 Mise en incubation

3.9. Éclosion des œufs

L'éclosion des œufs a débuté au 3^{ème} jours de l'incubation et s'est achevée au bout du 5^{ème} jours à une température de 22-23°.

Cette éclosion se fait dans les bouteilles de Zoug en fermant l'admission d'eau pendant 5 à 10 minutes (circuit fermé).

Les larves écloses sont alors transférées par l'intermédiaire d'un canal, dans des « incubateurs » cylindro-conique de 200 l recevant un débit de (12-15l/minute) et fonctionnent selon le même principe que les bouteilles de Zoug et dans lesquels se déroule la résorption vitelline (durée de 60-70°/jour).

Au début, pendant ½ jour, les larves s'attachent aux parois de l'incubateur, elles s'en détachent ensuite et pendant à nouveau ½ jour, nagent librement et viennent en surface où elles opèrent une prise d'air pour le remplissage de la vessie gazeuse. À ce stade là, elles peuvent prendre de la nourriture et être mises en élevage soit en étangs extérieurs, soit en bassins intérieurs en nourricerie.

Dans notre cas, et au bout du 5^{ème} jour, les larves sont transférées vers les Rac-way toujours à une température de 20-23°C et une bonne oxygénation.

3.10. Alimentation larvaire :

Après la résorption des réserves vitellines, les post larves sont nourries de jaune d'œufs dur finement broyé et mélangé avec de l'eau à raison de 2 jaunes d'œufs dans ½ l d'eau par Rac-way.

3.11. Transport des larves :

Dès que les post larves acceptent la nourriture extérieure, il faut les transporter et mise en élevage dans des étangs riches en plancton.

Les larves obtenues à la suite des trois opérations sont transférées après le 5^{ème} jours de l'éclosion vers les étangs du centre (CNDPA) et l'unité aquacole de Mazafran (fig. 25), et une partie a été utilisée dans le cadre des opérations de repeuplement des barrages (BOUKERDANE, NACERIA, ... (fig. 26), organisé par le ministère de la pêche et ressources halieutique en collaboration avec le centre (CNDPA).

Le transport vers les étangs d'alevinage a été effectué dans des bassines, tandis qu'au barrages a été effectué dans des sacs en plastique bien aéré en raison de la longue distance.



FIG. 25 MISE EN ETANG DES LARVES ECLOSE



FIG. 26 DEVERSEMENT DANS LES BARAGES

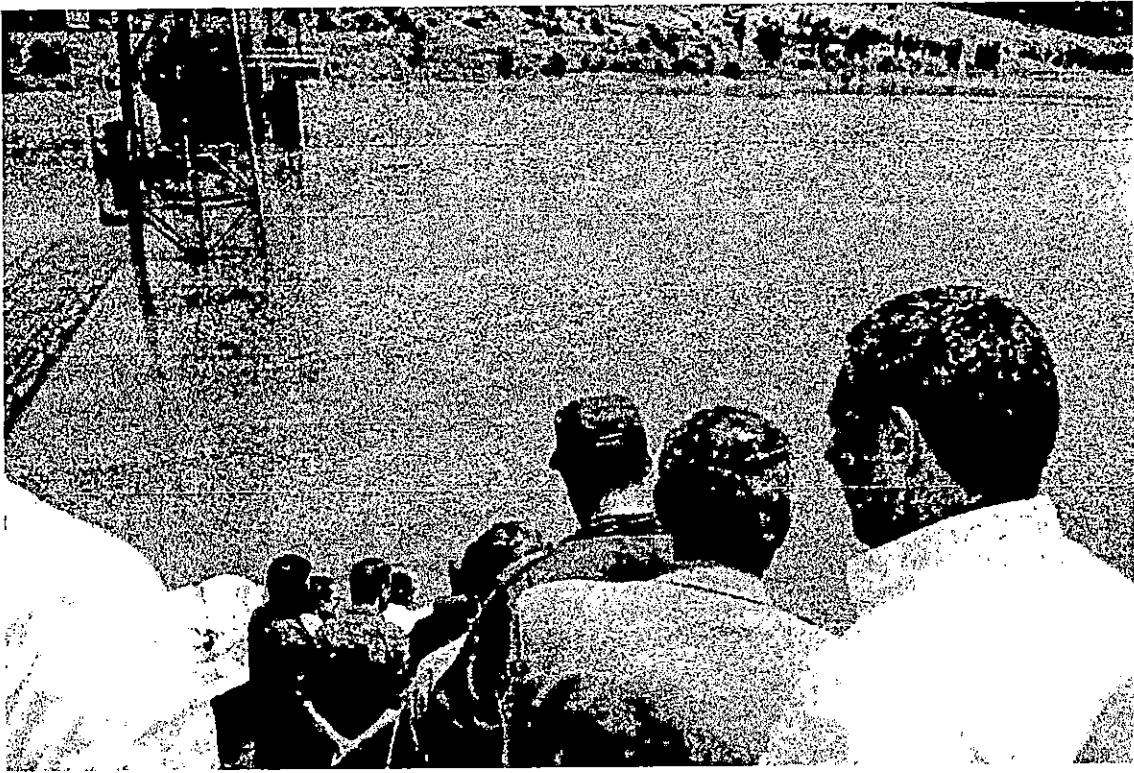


FIG. 26 DEVERSEMENT DANS LE BARRAGE (BOUKERDANE)

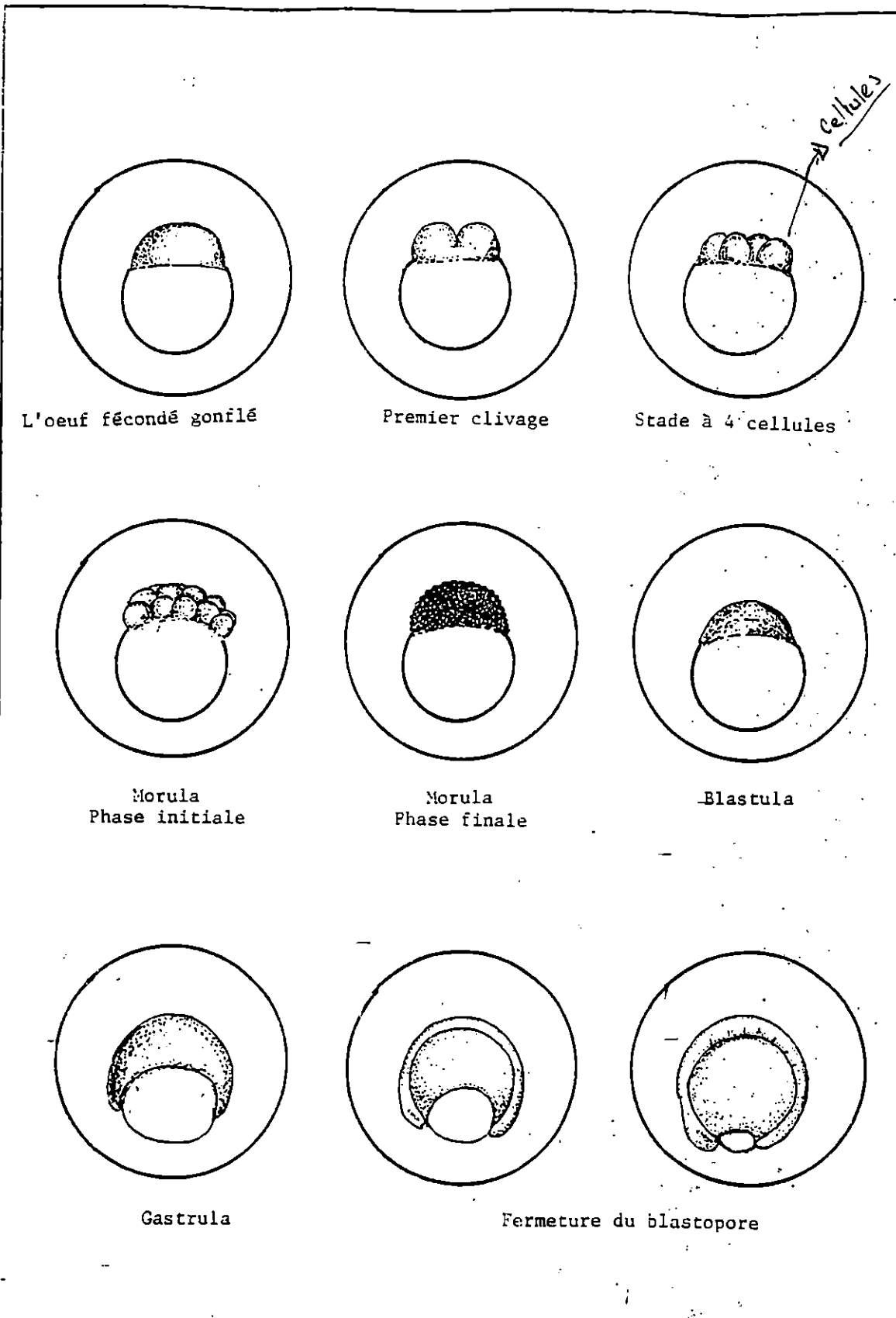
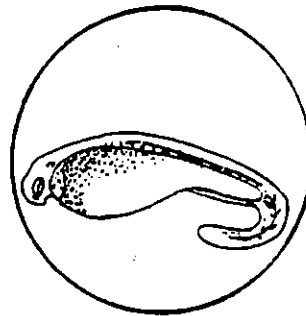
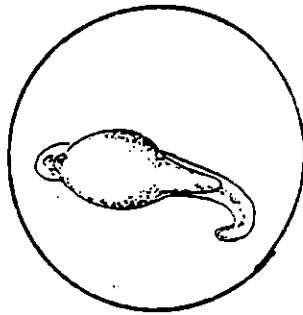
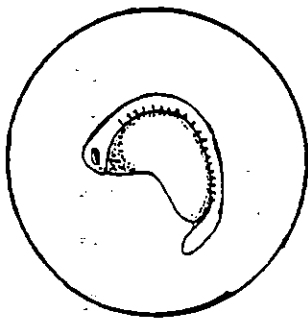
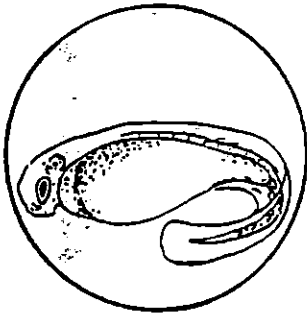


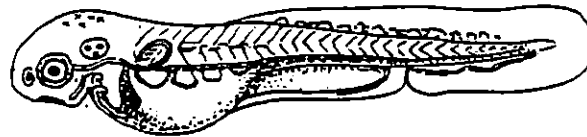
FIG. 27 : Développement de l'oeuf fécondé.



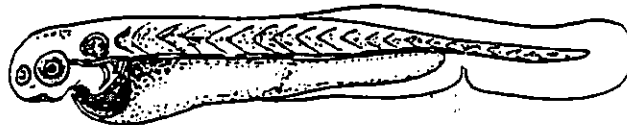
Développement des bourgeons caudal et céphalique



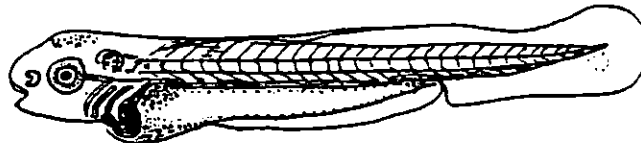
Oeuf prêt à éclore



Larve fraîchement éclore



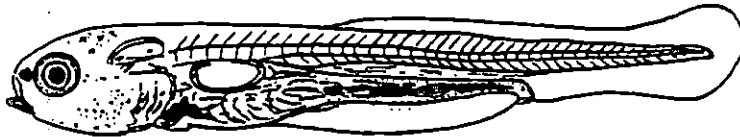
Larve de 2 jours



Larve de 3 jours



Larve prête à s'alimenter



Jeune frai (ou juvénile)

FIG. 28 : Morphologie de l'embryon et développement de la larve.

RESULTATS
ET
DISCUSSIONS

II. RESULTATS ET DISCUSSIONS

1. Réponses des carpes royales aux stimulations hormonales

	Nombre femelles Injectées	Nombre mâles Injectés	RSH femelles	RSH mâles	% femelle s	% mâles
1 ^{ère} opération	4	3	4	3	100	100
2 ^{ème} opération	4	4	2	4	50	100
3 ^{ème} opération	8	5	5	5	62,5	100

Tab. 3 : Réponse a la stimulation hormonale.

RSH : Réponse a la stimulation hormonale.

1^{ère} opération : Les 4 femelles injectées ont répondues au traitement hormonal.

2^{ème} opération : Au cours de la 2^{ème} opération, 2 femelles sur 4, ont répondues au traitement hormonal, ceci s'explique par plusieurs facteurs, les uns liés aux géniteurs(maturité, état sanitaire), les autres liés aux conditions d'élevage.

3^{ème} opération : pour les 8 femelles injectés, 3 femelles (traitées avec le HCG) n'ont pas répondues à la stimulation hormonale, car le HCG utilisé était périmé .

Par contre tous les mâles ont répondu à la stimulation hormonale par une quantité forte de laitance.

Au cours des trois opérations, on est arrivé à atteindre un taux de 70,83 %. Ce résultat est comparable au taux obtenu par plusieurs chercheurs.

Billard (1995) estime que le pourcentage de réussite après hypophysation chez la carpe royale(Cyprinus carpio)est de 60 à 90 %.

2. Production d'ovules

L'estimation de nombre d'ovules collectés à été déterminé par la méthode volumétrique

- une carpe de (Cyprinus carpio) de 2 kg produit un volume de 800 ml d'ovule.
- Le nombre d'ovules par ml est de 185.

donc :

1ml —————> 185 ovules
800 ml —————> x ovules

- une carpe de 2 kg produit 148 000 œufs.

Le nombre d'œufs des 3 opération :

	1 ^{ere} opération	2 ^{eme} opération	3 ^{eme} opération
Nombre d'œufs	592 000	296 000	740 000

Au cours des 3 opérations on a recueilli 1628 000 œufs.

3. Taux d'éclosion T_e

$$T_e = \frac{\text{Nombre d'alevin}}{\text{Nombre d'œufs mis en incubation}}$$

Le taux d'éclosion des 3 opérations est de 80 % alors que BILLARD (1995) estime que le taux d'éclosion est de 90 % à 100 % . cela est du :

- Colmatage des œufs fécondés (observé au cours de la 2eme opération) qui a entraîné l'asphyxie de ces dernières, et qui ^{est} estimé de 5 %.

- Probablement au manque d'oxygène dans l'eau .MARCEL (1989) estime que le taux d'éclosion est près de 100 % à 9mg/l d'oxygène, 4 % à 1,2 mg/l. le seuil minimal est de 6 mg/l.

MILBURN

III. CONCLUSION

L'essor de la pisciculture, dépend incontestablement de la maîtrise du processus de reproduction.

Le succès de ces techniques exige une bonne connaissance de la biologie et de la physiologie des espèces concernées mais il repose également et pour une large part, sur un équipement et des techniques appropriées.

Les essais de reproduction artificielle nous ont permis de maîtriser tout le processus de la reproduction artificielle:

Pêche des géniteurs, sélection et sexage des géniteurs, adaptation, préparation des hormones, traitement hormonal, récolte des gamètes, fécondation des œufs, incubation, transport et déversement des alevins dans les plans d'eau.

Les opérations munies dans le cadre de programme 2000-2001 du CNDPA intitulée « Reproduction artificielle des carpes » s'est déroulée dans une enceinte modulaire avec de l'eau renouvelée, aérée et thermorégulée.

Grâce a ses essais on a pu obtenir des résultats probants, nous permettant ainsi d'envisager une production encore plus importante destinée a l'ensemencement des plans d'eau d'une part, et d'autre part a l'approvisionnement des pisciculteurs en alevins.

La maîtrise de la reproduction artificielle et la production d'alevins diminuera les importations et limitera l'indépendance envers l'étranger, et promouvoir sans doute le développement de la pisciculture en Algérie.

BIBLIOPHILE

BIBLIOGRAPHIE

ARRIGHON J., 1991 : Aménagement écologique et piscicole des eaux douces. Tec & doc Lavoisier 4^{ème} édition Paris:631 p.

ARRIGHON J., 1998 : Aménagement piscicole des eaux douces. Tec & doc Lavoisier 5^{ème} édition Paris: 589 p.

BARNABE G., 1986 : Aquaculture volume 1 .Pisciculture en étangs: Tec & doc Lavoisier. 521 p.

BARNABE G., 1989 : Aquaculture volume 2 . Pisciculture en étangs: Tec & doc Lavoisier. 1115 p.

BARNABE G., 1991 : Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. Tec & doc Lavoisier Paris. 500 p .

BILLARD R., MARCEL J.¹⁹⁸⁶ : Aquaculture of cyprinids (Aquaculture des cyprinidés). INRA Paris. 500p.

BILLARD R., 1995 : Les carpes , biologie et élevage. INRA édition Paris. 387 p.

DE KINKELIN P. et al, 1985 : Précis de pathologie des poissons .INRA - OIE Paris. 348 p.

F.A.O., 1974 : La reproduction des Carpes en Tunisie. Bulletin de l'institut scientifique et technique. 52 p.

FRANCESCHINI S., GIULIANI S., 1996 : L'aquarium d'eau douce. Vecchi. 160 p.

GOCHE A. G., MUIR G. F., 1999 : LA Gestion de la ferme et ses stocks .FAO. 341 p.

HUET M ,1970 : Traité de pisciculture . Lied et Wyngaert .718 p .

MAOUCHE Y., SERIDJI R., 1976 :Elevage des cyprinidés. Elevage de la crevette marine. Rapport de stage en république populaire de chine. Centre de recherche océanographique et des pêche. 800 p.

MICHAELS V. K., 1988: Carpe farming. Published by fishing new books LTD. 207 p.

MUUS B. J , DAHLSTROM., 1991: Guide des poissons d'eau douces et pêche. Delachaux et Niestlé. 223 p .

RODIER J., 1996: L'analyse de l'eau .8^{eme} édition. 1383 p.

ROUABAH A., 1988 : Guide pratique des maladies du poisson d'eau douce. Centre d'étude et de recherche appliquée et de la documentation pour la pêche et l'aquaculture (CERP). BOU- ISMAIL.

SCHLUMBERGER O., 1997: Mémento de pisciculture d'étangs. 3^{eme} édition. Cemagref. 238 p.

ANNEXE

Espèces	Age a la 1 ^{ère} Maturation (ans)	T°c ponte (Milieu naturel)	T°c ponte (Ecloserie)	N ^{bre} œufs/ Kg Femelle	Diamètre œufs(mm)
Carpe Commune (<u>Cyprinus carpio</u>)	3-4	18	20-24	100-200 000	2-2,5
Carpe Amour (<u>Ctenopharyngoden idella</u>)	4-6	22	22-24	60-80 000	3,5-5,5
Carpe Argentée (<u>Hypophthalmichthys molitrix</u>)	4-6	22	22-24	40-50 000	3,5-5,5
Carpe Marbrée (<u>Aristichthys nobilis</u>)	5-6	24	22-26	40-50 000	4-5

Tab. 4 : Reproduction artificielle des principales espèces de poissons d'étangs(SCHLUMBERGER 1997)

Espèces	Phase de résorption			
	% Réponse	Température	Durée	
Carpe Commune	60-90	60°C x j (20-22°C)	65°C x j	Cuves Cylindroconique s
Carpe Amour	60-80	24-32h	60-70°C x j	Cuves cylindroconiques
Carpe Argentée	60-80	24-32h	60-70°C x j	Cuves cylindroconiques
Carpe Marbrée	80-90	24-32h	60-70°C x j	Cuves cylindroconiques

Tab 5 : Reproduction artificielle des principales espèces de poissons d'étangs (suite)(SCHLUMBERGER 1997)

Espèces	Maturation des géniteurs après hypophysation	Œufs fécondés	Survie des larves après la prise d'air	Survie des larves à 3-4 semaines en bassins	Survie des alvins après une saison en étangs
Carpe Miroir	60-90	80-95	90-95	50-60	20-60
Carpe Amour	60-80	70-90	80-90	70-90	65-85
Carpe Argentée	60-80	70-90	80-90	70-90	65-85
Carpe Marbrée	60-90	70-95	80-90	70-90	65-85

Tab. 6 : Taux de réussite (%) des différentes étapes de la production suivant les espèces (Horvath et Coll , 1984, modifié) in O.SCHLUMBERGER 1997