

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

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

Institut des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral (ISMAL)

**Mémoire de fin d'étude en vue d'obtention du Diplôme d'Etudes
universitaires appliquées D.E.U.A
En Sciences de la Mer**

Option : AQUACULTURE

THEME

**Contribution à la réalisation d'une station piscicole au niveau du
barrage de Ain Zada
Et
Reproduction Artificielle de carpe royale (Cyprinus caprio L.1758)**

**Présenté par :
Chergui Ahmed
&
Djender Samy**

**Soutenu devant la commission d'examens
D.E.U.A**

Promoteur : M^r Belhasnat K.

Promotion 2002

SOMMAIRE

Introduction

I GENERALITES

- 1- Systématique de la carpe
- 2- Morphologie de la carpe
- 3- Anatomie de la carpe
- 4- Ecologie de la carpe

- 4-1 Répartition géographique
- 4-2 Limites géographiques

5- Biologie de la carpe

- 5-1 Alimentation de la carpe
- 5-2 Croissance de la carpe
- 5-3 Reproduction de la carpe

5-3-1 Gamétogenèse

- 5-3-1-1 Ovogenèse
- 5-3-1-2 Spermatogenèse

5-3-2 Les facteurs influencent la reproduction

- 5-3-2-1 Facteurs exogènes
- 5-3-2-2 Facteurs endogènes

6- Embryogenèse

- 6-1 Incubation
- 6-2 Ecllosion

7- Mode de levage

II MATERIELS ET METHODES

- 1- Présentation du site
- 2- Matériels

2-1 Equipements

- 2-1-1 Ecloserie
- 2-1-2 Suppression
- 2-1-3 Cumulus

2-2 Infrastructure

- 2-2-1 Bassins
- 2-2-2 Etangs

2-3 Géniteurs

3- Méthodes

- 3-1 Pêche des géniteurs
- 3-2 Sélection et sexage
- 3-3 Anesthésie contrôle pondéral
- 3-4 Marquage
- 3-5 Adaptation
- 3-6 Injection hormonale
 - 3-6-1 Hormones utilisés
 - 3-6-2 Doses
 - 3-6-3 Lieu d'injection
 - 3-6-4 Nombre de géniteurs injectés
- 3-7 Stripping
- 3-8 Inculpatation des oeufs

III RESULTATS ET DISCUSSION

- 1- Réponse à la stimulation hormonale
- 2- Quantités d'ovules récoltées
- 3- Taux d'éclosion

IV CONCLUSION

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

INTRODUCTION :

les ressources biologiques des eaux marines algériennes sont, à l'instar des autres régions méditerranéennes, limitées et ne peuvent satisfaire dans un avenir proche les besoins de la population en produits aquatiques.

A ce titre le développement de la pisciculture continentale ne peut être qu'un précieux recours pour la fourniture de quantité supplémentaire de poissons.

En Algérie le recours au développement de cette activité est récent. C'est en 1985 que le ministère de l'agriculture et de la pêche a décidé l'importation des alevins de carpes chinoises pour le peuplement des plans d'eau, à savoir : les alevins de carpe royale, argentée, herbivore et grande bouche.

A part la carpe royale, les espèces importées ne se reproduisent pas naturellement en dehors de leur milieu naturel, la chine.

Pour limiter les importations, la maîtrise de la reproduction artificielle est impérative.

L'objectif de notre travail consiste à réaliser des essais de reproduction artificielle des carpes chinoises au niveau du barrage de Ain zada, wilaya de B.B.A.

Dans ce travail on peut distinguer trois chapitres principaux ;

Un premier chapitre –généralités- qui présente les caractéristiques de la carpe telle que son origine, sa biogéographie, sa biologie en se référant uniquement à la bibliographie.

- Un second chapitre – matériels et méthodes- qui présente le site (barrage de Ain Zada) et les étapes de notre travail pratique

Le troisième chapitre- résultats et discussions- sera consacré à l'expression des résultats obtenus et leurs interprétations.

I- Généralités

1- Systématique

Embranchement	Vertébrés
Classe	Ostreichtyens
Ordre	Cypriniformes
Famille	Cyprinides
Genre	Cyprinus
Espèce	Cyprinus carpio (L.1758)
Nom commun	Carpe royale

2- Morphologie

d'après Huet (1970) et Seridji (1976), la carpe royale a un corps plus ramassé, assez arrondi, pourvu d'une tête relativement grande, possédant une bosse nucale.

La bouche se termine par des lèvres épaisses, plus quarts barbillons dont deux à la mâchoire supérieure, courts et grêle et deux aux angles de la bouche, longs et épais. Les dents pharyngiennes sont dispersés sur plusieurs rangées .

La ligne latérale est continue depuis l'opercule à la queue. Les écailles sont de grandeur différentes sur les flans, généralement une rangé sur le haut du dos. La nageoire dorsale très allongé comprend trois à quatre rayons simples dont le dernier est épais et dentelé . La coloration du corps est brun-verdâtre sur le dos, blanc-jaunâtre sur le ventre.

A la maturité La femelle se caractérise par la protubérance de l'orifice génital et un gonflement de l'abdomen, pour le mâle l'abdomen est ferme et le pore génital est creux. Arrignon (1991). (Voir fig1)

3-Anatomie : (voir fig 2).

- nageoire caudale.

Ligne latérale.

- nageoire dorsale.

— spine dorsale

— — — écailles

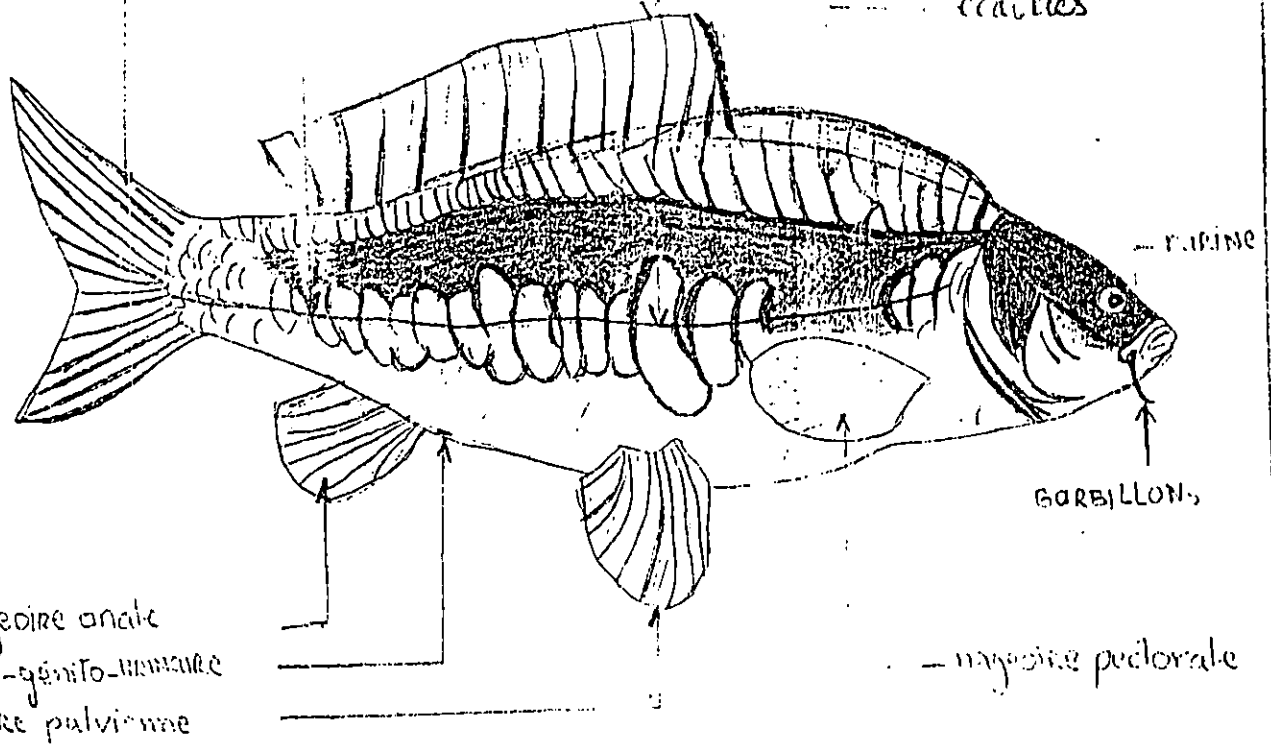
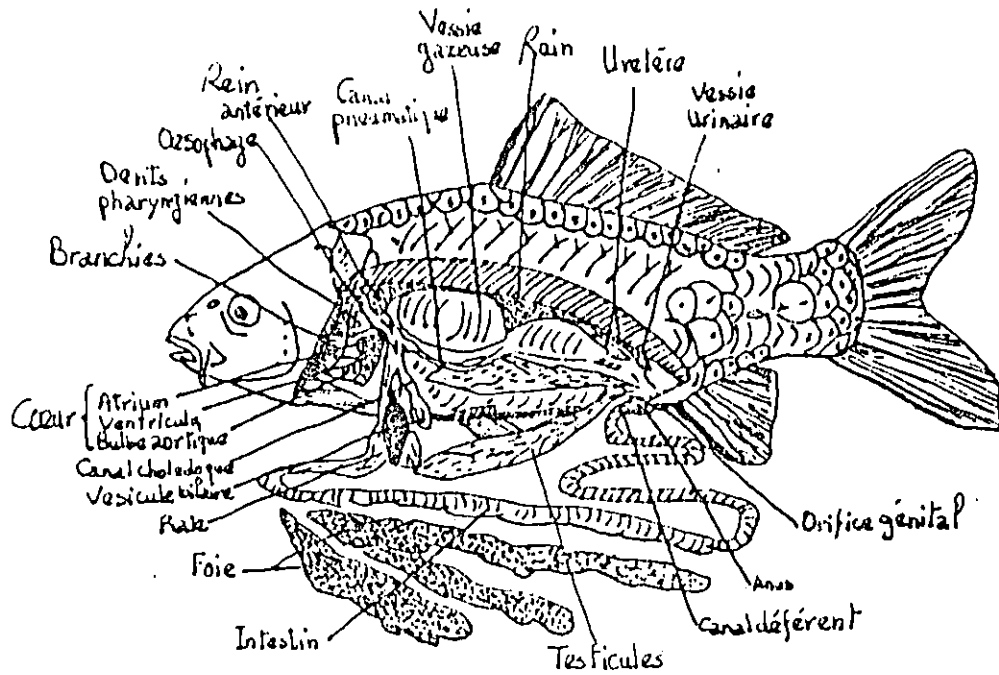
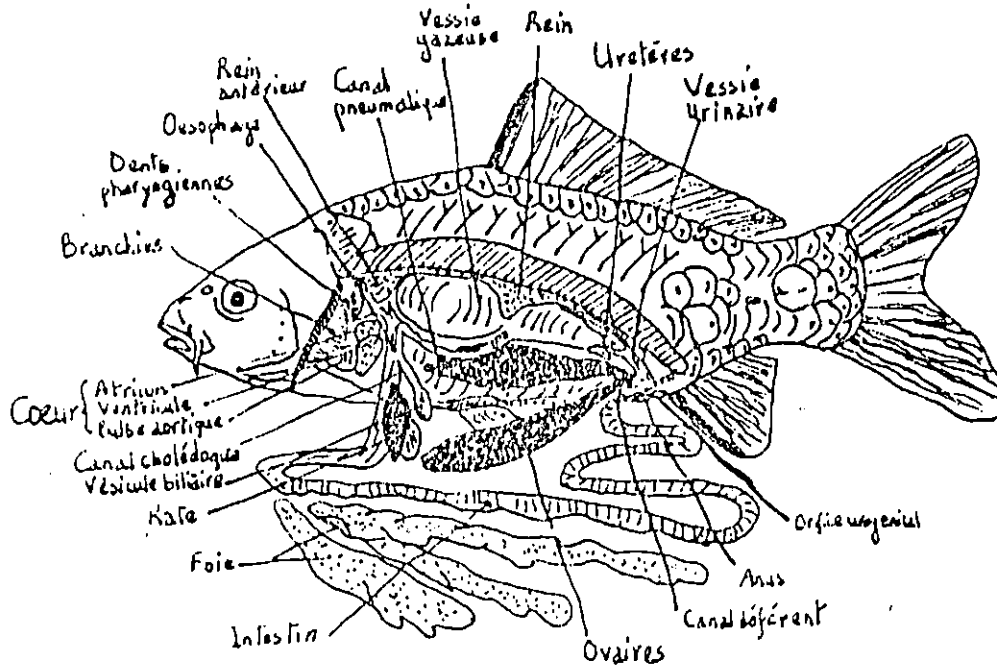


fig 1 Morphologie de *Danone royale*.

(Synonym: carpio L. 1758)

Figure 10: Anatomie d'un mâle de *C. carpio* (Dekinkelia, 1981)Figure 11 : Anatomie d'une femelle de *C. carpio* (Dekinkelin, 1981)

4-Ecologie

4-1- Répartition géographique

la carpe royale est originaire de l'Europe orientale (bassin de la mer noire, de la mer d'azov et de la mer Caspienne). On la trouve aussi en Asie depuis le bassin de la mer d'Aral jusqu'en chine et dans le bassin de l'Amour. En dehors de l'Asie et de l'Europe, la carpe a été introduite avant la fin du 19eme siècle aux états- unis et en Afrique du sud et Madagascar (Huet 1970). (Voir fig 3)

4-2- Limites écologiques ;

4-2-1 Température :

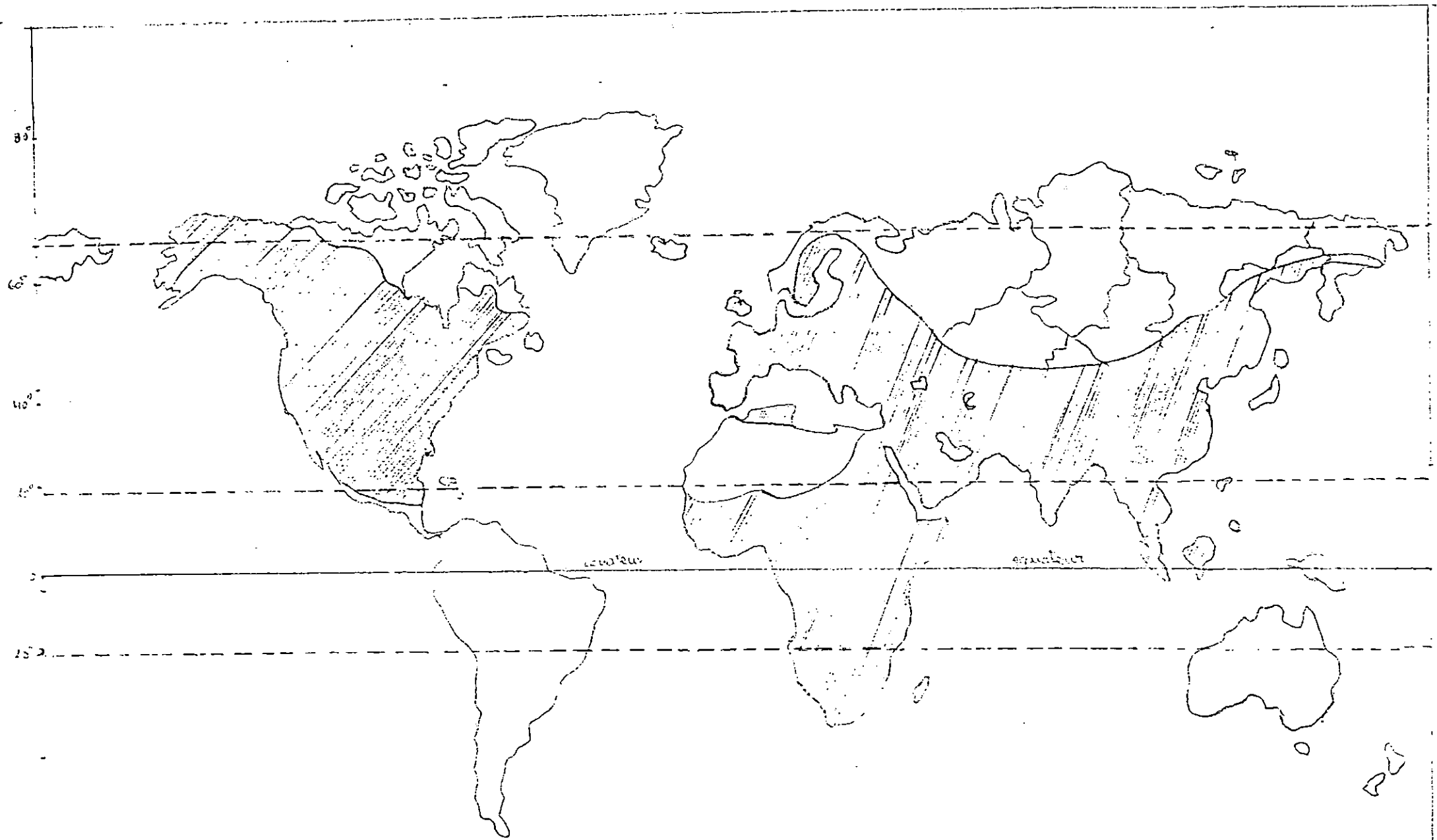
La température a une grande influence sur les activités biologiques, le métabolisme sera double à 30 °C qu'à 20 °C.

La croissance optimale des cyprinidés se situe dans une gamme allant de 20 à 30 °C (Billard 1995).

Au dessous de 13°C sa croissance est réduite et au dessous de 5°C la carpe cesse de s'alimenter, dans un intervalle qui se situe entre 15°C et 18 °C la carpe ne s'y reproduit pas, quand l'eau est très froide la carpe se réfugie dans les fonds(Huet 1970).

4-2-2 Oxygène dissous :

la gamme consacrée aux cyprinides est supérieure à 3 mg /l , la solubilité de l'oxygène dans l'eau dépend de la température, mais aussi de la pression atmosphérique et de la salinité, l'oxygène peut provenir de la diffusion à partir de l'air, mais cette voie est peu efficace dans les étangs où l'apport est dû à la photosynthèse par le phytoplancton, les pertes sont dues aux processus de respiration par les divers organismes et à la diffusion eau-air(Billard 1995)

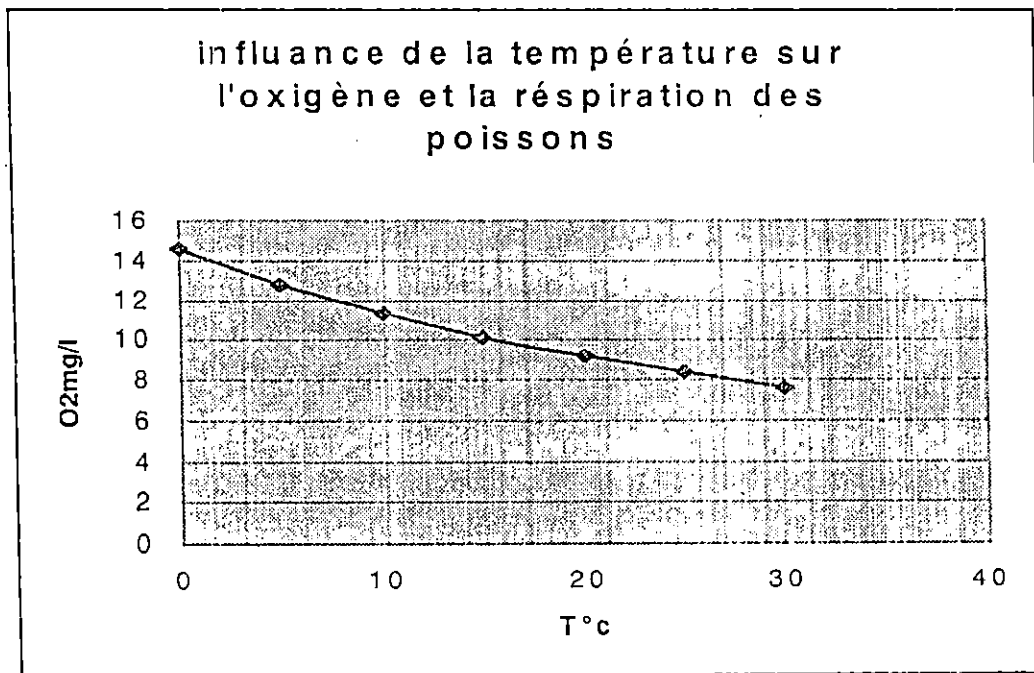


répartition des espèces de la famille des cyprinidés sur la planète. La présence de la carpe en Australie n'est pas figurée ici
 (introduction récente par l'homme)

Fig 3

Tableau 1 : Influence de la température sur l'oxygénation et la respiration des Poissons.

Température (°C)	O2 en (mg /l)
0	14,62
5	12,80
10	11,33
15	10,15
20	9,17
25	8,38
30	7,63



4-2-3- PH :

Le PH dépend de l'alcalinité et de la dureté de l'eau, l'alcalinité d'une eau correspond à sa teneur en bases, carbonates, bicarbonates et la dureté indique la teneur en ions métalliques divalent principalement Ca et Mg, ces bases carbonatées permettent de maintenir un stock important de CO₂ dans l'eau qui a un rôle dans la photosynthèse (BILLARD 1995), l'oxygène a pour rôle de favoriser les oxydations (nitrification), la fixation du carbone du gaz carbonique ou des bicarbonates affecte leur teneurs dans les eaux et s'accompagne d'une élévation du PH (Arrignant 1991).

la meilleure eau piscicole est celle qui possède une réaction neutre ou généralement alcaline, le PH est compris entre 7 et 8, les poissons peuvent être tués par abaissement subit du PH, le PH critique est voisin de 4.5 et en présence de grande quantité de fer, la limite supérieure du PH est variable selon les espèces et ira de 10,8 pour la carpe. (Huet 1970)

4-2-4 Salinité :

La salinité est la concentration totale en ions dissous, c'est un paramètre très important puisqu'il joue un rôle dans le confort osmotique du poisson, la plupart des espèces de cyprinidés qui vivent exclusivement en eau douce peuvent supporter des salinités allant jusqu'à 10g/l, pour obtenir une croissance satisfaisante, les teneurs ne doivent pas excéder 5g/l (Billard 1995).

Les milieux d'élevage sont classés en fonction de leur salinité

Eau douce	Salinité < 0,5 ‰	Milieu idéal
Oligohaline	Salinité 0,5 – 3 ‰	
Mesohaline	Salinité 3 – 16,5 ‰	Milieu néfaste

4-2-5 Autres minéraux essentiels :

L'azote, phosphore et potassium sont les plus importants, présent dans l'eau et les sédiments, les teneurs optimales sont par litre d'eau de 0,2 à 0,3 mg de P et de 1,5 à 2 mg de N, le rapport N/P doit rester dans les limites 4/8. il y a un risque de développement excessif du phytoplancton lorsque n/P devient 2

5-3-1- La gamétogenèse

A partir des cellules germinales primordiales qui s'isolent de façon précoce se différencieront (spermatozoïdes et ovules) chez l'adulte ; on peut donc envisager séparément l'ovogenèse et la spermatogenèse (Barnabé 1991). L'identification des gonades de larves de cyprinides se situe entre 50 et 100j d'âge selon les espèces. Le sexe des gonades n'est reconnaissable qu'au delà de 150j chez la plupart des cyprinides l'homogamétie est femelle (Billard 1995).

5-3-1-1 spermatogenèse

Barnabé, (1991) définit la spermatogenèse comme étant la transformation d'une cellule germinale peu différenciée, la spermatogonie en un gamète mâle, le spermatozoïde au sein du testicule, organe paire chez les poissons, c'est à la périphérie de tubules (ou lobules testiculaires) que l'on trouve les spermatogonies souches, issues des gonocytes primordiaux et inclus dans une couche de cellules de soutien (cellule de Sertoli) d'origine somatique. Ces gonies A (GA, fig 4) toujours présentes, se divisent en spermatogonies B qui vont se diviser, mais resteront groupées en ciste ; ces divisions s'accompagnent d'une diminution de taille. La méiose dont les deux divisions se suivent, va donner des spermatocytes. Le terme de cette évolution est la « spermatide ».

La spermiogenèse correspond à la transformation des spermatides en spermatozoïdes (formation du flagelle, élimination de cytoplasme et condensation de la chromatine), (Barnabé, 1991). Toute fois, d'après Marshall (1971), chaque testicule de téléostéen possède son propre canal, lequel aboutit à l'orifice génital. Et chez la majorité des autres poissons, certains petits tubes dérivent du rein conduisent la laitance à l'uretère ou bien à un canal déférent distinct.

On parle de spermiation lorsque le sperme est émis facilement au niveau de l'orifice urogénital. Le sperme le plus précoce n'a qu'une motilité et un pouvoir fécondant ; il est peu abondant. En pleine période de maturation, l'abondance, la motilité, et le pouvoir fécondant sont maximum (100% d'ovules fécondés. (Billard et coll., in Barnabé, 1991).

D'après Arrignon (1991), la durée de vie moyenne d'un spermatozoïde chez la carpe est de 5 minutes.

5-Biologie

les carpes royales supportent une grande fluctuation de température (eurytherme) de 1 à 35°C, pour les juvéniles elle doit être supérieure à 30°C. Elles supportent également une grande fluctuation d'O₂ dissous elles fréquentent en été les eaux stagnantes liées à l'activité photosynthétique et peuvent survivre en condition de sursaturation ou en quasi-anoxie (1 mg d'O₂/l) pendant quelques heures, alors développent un métabolisme anaérobie et elles supportent également une large gamme de PH allant de 5 à 9. (Billard 1995).

5-1- Alimentation :

La carpe royale est un omnivore opportuniste, benthophage (fouille jusqu'à 15 cm en fond vaseux) , zooplanctonophage occasionnel (O schlumberger)... Elle s'alimente également des bactéries fixées sur des débris divers, elles possèdent également un organe sensoriel. tactile, gustatif utilisé pour la recherche de la nourriture. (Billard 1995)

5-2- Croissance :

Le mâle atteint sa maturité de 2 à 3 ans et la femelle de 3 à 4 ans. élevé en permanence à 23°C les mâles deviennent matures dès 6 mois et les femelles à partir de 10 à 12 mois (Mesk 1985), dans ces conditions leur reproduction est possible 3 à 4 fois par an (Horvath 1986) cependant on préfère utiliser les femelles de 3 à 5 ans , et les mâles de 2 ans qui présentent des gamètes mûres en plus grand nombre (Abadia et Grim, 1976).

5-3 Reproduction

La carpe se reproduit à la fin du printemps et au début de l'été dans des eaux atteignant au moins 18 à 20°C (Huet 1970, Marshal 1971). La fécondation est externe (Breder et Roser 1966), les œufs sont adhésifs à des substrats (Billard 1995).

Dans toute forme d'élevage le problème de base est l'obtention des sujets à élever, dans l'embranchement des vertébrés c'est la reproduction sexuée qui va permettre d'obtenir ces juvéniles, les poissons se singularisent par une très grande fécondité puisqu'une femelle peut pondre plusieurs centaines de milliers d'œufs par 1kg de poids vif, donc le contrôle de cette reproduction est le point de départ des activités de l'aquaculture (Kinne 1977 in Barnabé).

En générale le développement des gonades se poursuit normalement jusqu'aux stades finaux de maturation des gamètes et ce n'est qu'au moment où l'on approche de ces dernières que la séquence est interrompue (Harvey et Hoar in Barnabé 1980).

5-3-1-2 Ovogenèse

Selon Barnabé (1991) les ovogonies sont dérivés de cellules sexuelles primordiales situées dans l'épithélium germinale de l'ovaire. très tôt dans le développement (chez la larve), ces ovogonies sont des cellules folliculaires, c'est à dire non sexuelles portant le nom de « follicules ovariennes ». cette phase est similaire au stade du repos sexuel (fig 5).

l'ovogenèse s'effectue dans la gonade femelle, ou ovaire ; ou les ovogonies subissent les processus suivants (fig6).

1°- Multiplication de la cellule germinale initiale (ovogonic) qui se transforme en ovocyte chargé de réserve vitellines pour le futur embryon, c'est la vitellogenèse.

2°- croissance ovocytaire, phase de maturation ovocytaire conduisant à l'ovocyte de premier ordre qui est dit « mature » en atteignant la taille du gamète femelle définitif, à ce stade, des variations importante du poids des ovaires traduisent l'accroissement progressif de la taille des ovocytes par suite de l'accumulation du vitellus.

3°- division réductionnelle, aboutissant à la formation à partir de chaque ovocyte de second ordre et un globule polaire qui correspond au second ovocyte.

4°- enfin une seconde division cellulaire aboutit à la formation de chaque ovocyte de second ordre, d'une ovule et d'un nouveau globule polaire. C'est la phase de l'ovulation, durant laquelle l'ovocyte est expulsé hors des structures folliculaires.

Très souvent chez les vertébrées, l'ovogenèse est bloqué au stade de l'ovocyte de second ordre (qui possède un globule polaire). C'est la pénétration du spermatozoïde lors de la fécondation qui entraîne la seconde division de maturation, l'émission du second globule polaire, et la formation du gamète femelle vrai ou ovaire.

On appelle donc « ovocyte », soit les cellules sexuelles femelles à lot chromosomique double qui effectuent dans l'ovaire leur vitellogenèse, soit les cellules pourvues d'un globule polaire, renfermant un lot chromosomique simple, mais qui n'ont pas encore achevé leur maturation, et que seule la pénétration du spermatozoïde rendra possible.

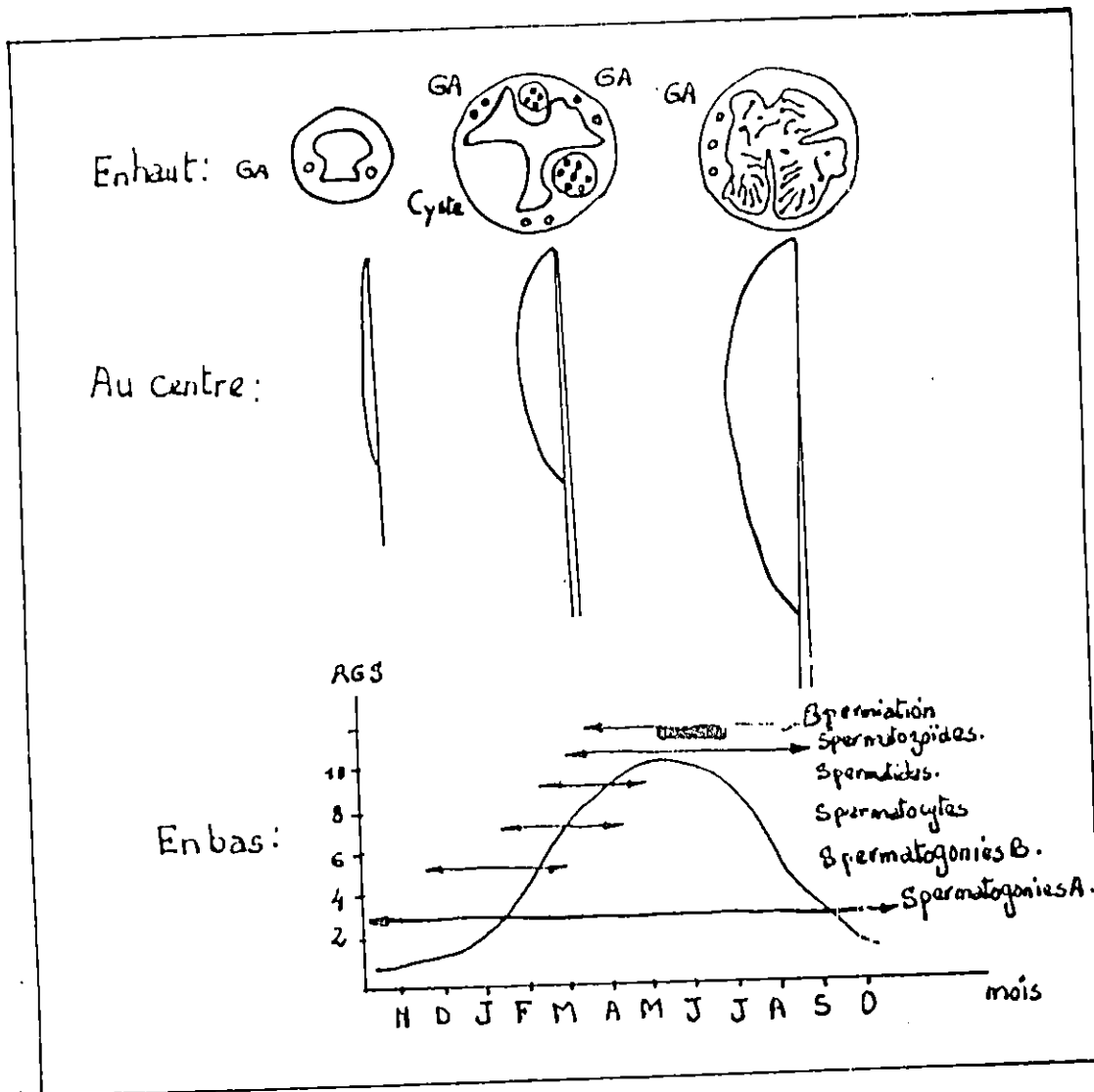


Figure 4 : Représentation schématique de la spermatogénèse chez un poisson téléostéen au cours du temps (indiqué en mois) (Barnabé, 1991)

En haut : aspect des canaliculs spermatiques.

Au centre : aspect des testicules sur la même échelle du temps

En bas : évolution saisonnière du RGS et catégories cellulaires présentes dans le testicules

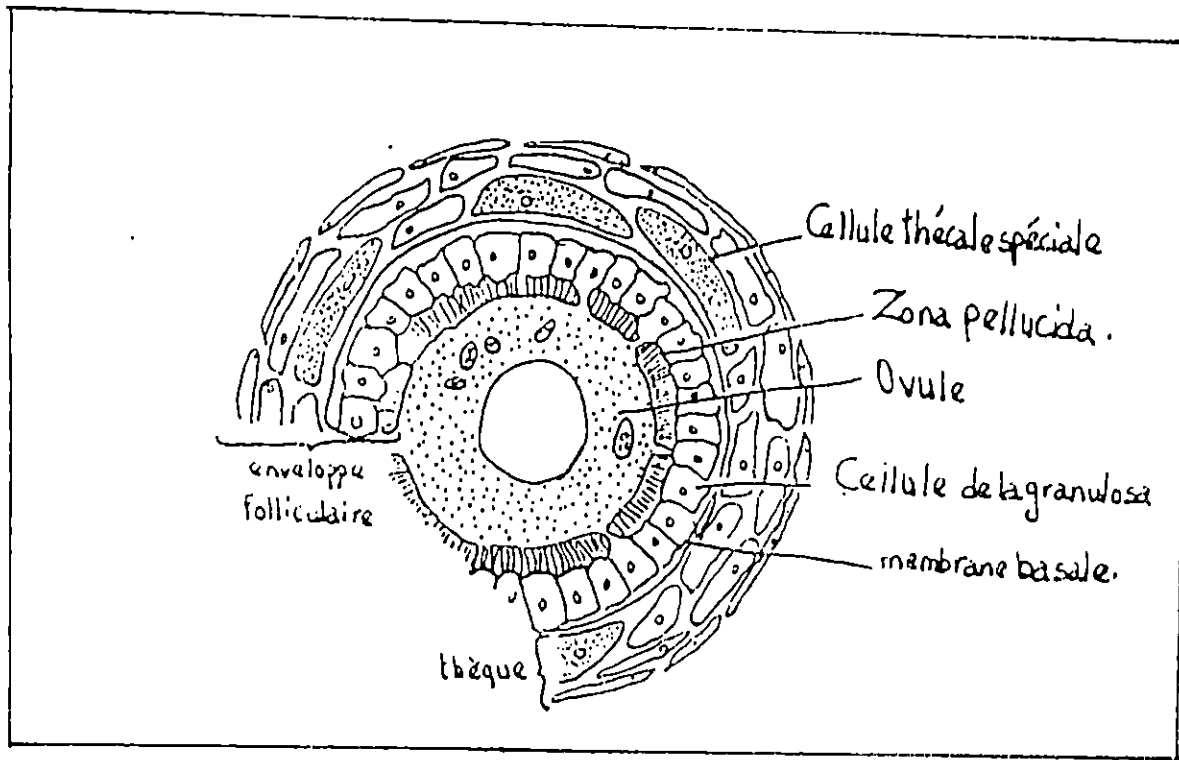
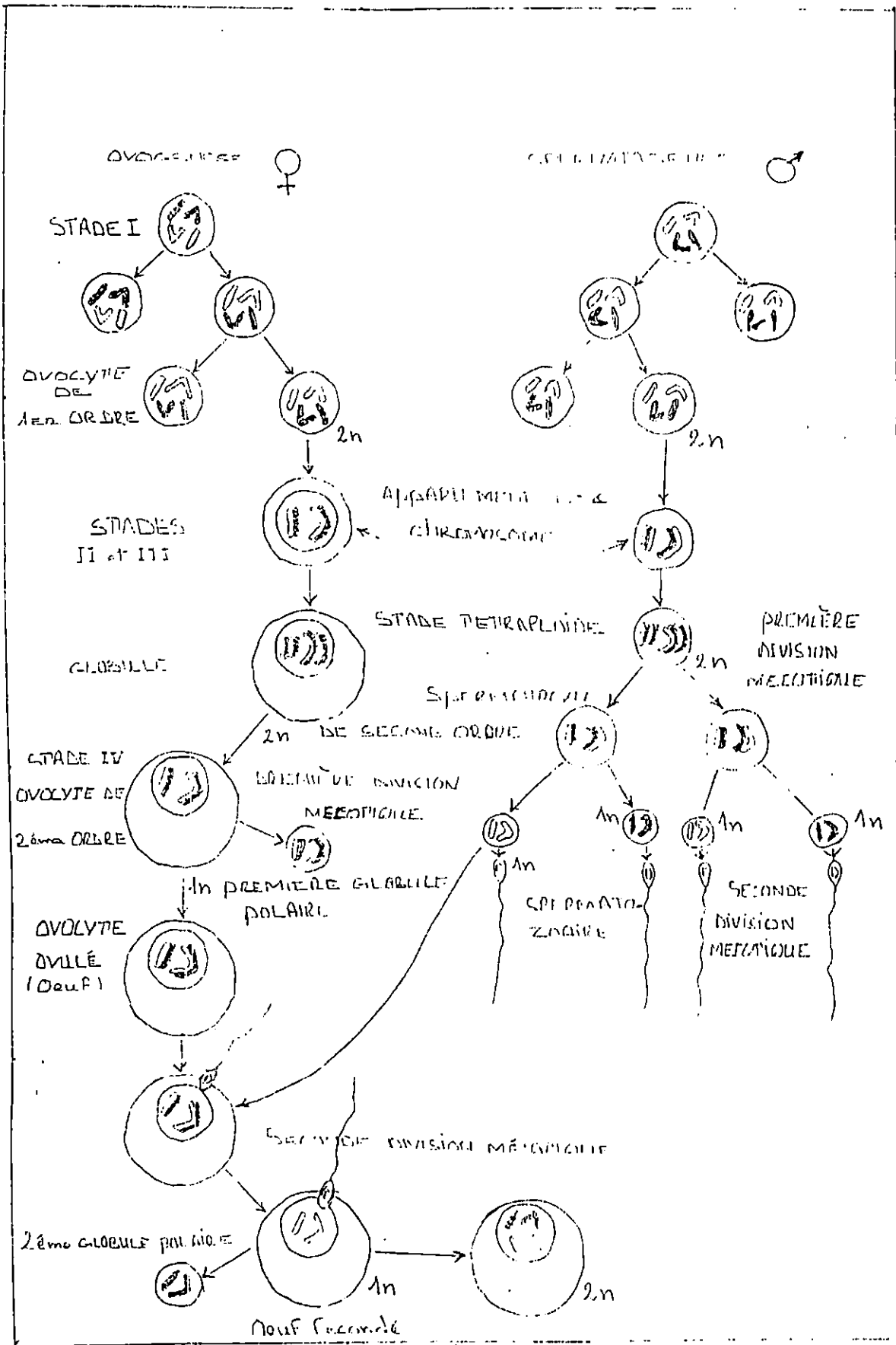


fig 5: Schéma d'un ovocyte en cours de développement
(Harvey et Hoar, 1980 in Barnabé, 1991)



Schema schématisé du développement des gamètes

Fig 6:

Le développement des gamètes

5-3-2 Facteurs influençant la reproduction

5-3-2-1 Facteurs exogènes

Le déroulement du cycle de reproduction chez la majorité des poissons des zones tempérées est déterminé par les conditions environnementales et climatiques dont les poissons sont exposés.

La photopériode n'a qu'une importance réduite chez les cyprinides mais la température est l'élément le plus important.

L'environnement social qui en cas de stress (surpeuplement, dominance) et ou l'absence de substrat de ponte (substrat herbeux) inhibent la ponte des cyprinides (Marcel in Barnabé, 1985).

Lors de l'ovulation l'oxygène doit être à saturation et la consommation horaire des géniteurs est de l'ordre de 100 mg/Kg de poids vif (Marcel in Barnabé, 1985).

(Zohar 1996) rajoute en plus d'autres facteurs environnementaux comme le cycle lunaire , la fluidité de l'eau, la salinité et la nature de la nourriture qui peuvent aussi contribuer au contrôle du déroulement du cycle de ponte annuelle puisqu'ils interfèrent d'une façon notable sur l'état des géniteurs et la qualité des produits sexuelles émis.

5-3-2-2 Facteurs endogènes :

La transition entre l'information nerveuse et le contrôle hormonale se produit à l'interface hypothalamus-hypophyse (Barnabé, 1991).

La principale glande endocrine qui contrôle le développement gonadal chez le poisson est la pituitaire ou l'hypophyse, vue par sa face inférieure l'hypophyse paraît poser sur l'hypothalamus , lui même en relation avec les lobes optiques (M. Olivereau, 1954), elle pèse 2 à 3mg environ. Cette dernière produit deux gonadotrophines (GtH) qui agissent directement au niveau des gonades : GtH-I et GtH-II (Zohar, 1996).

La synthèse et la sécrétion des gonadotrophines sont réglées par les neuro-peptides du cerveau nommés (gonadotropin-releasing hormone (GnH), ces derniers induisent la stéroïdogenèse dans des cellules gonadales spécifiques, les stéroïdes à leurs tours agissent sur les gamètes pour pousser leur développement (Zohar, 1996).

La GtH-I est généralement entraînée dans la régulation des premiers stades de la gametogenèse chez le poisson tandis que la GtH-II est impliquée dans la régulation de la maturation finale des ovocytes et ovulation chez les femelles, la spermatogenèse et spermiation chez les mâles (Zohar 1996). fig 7

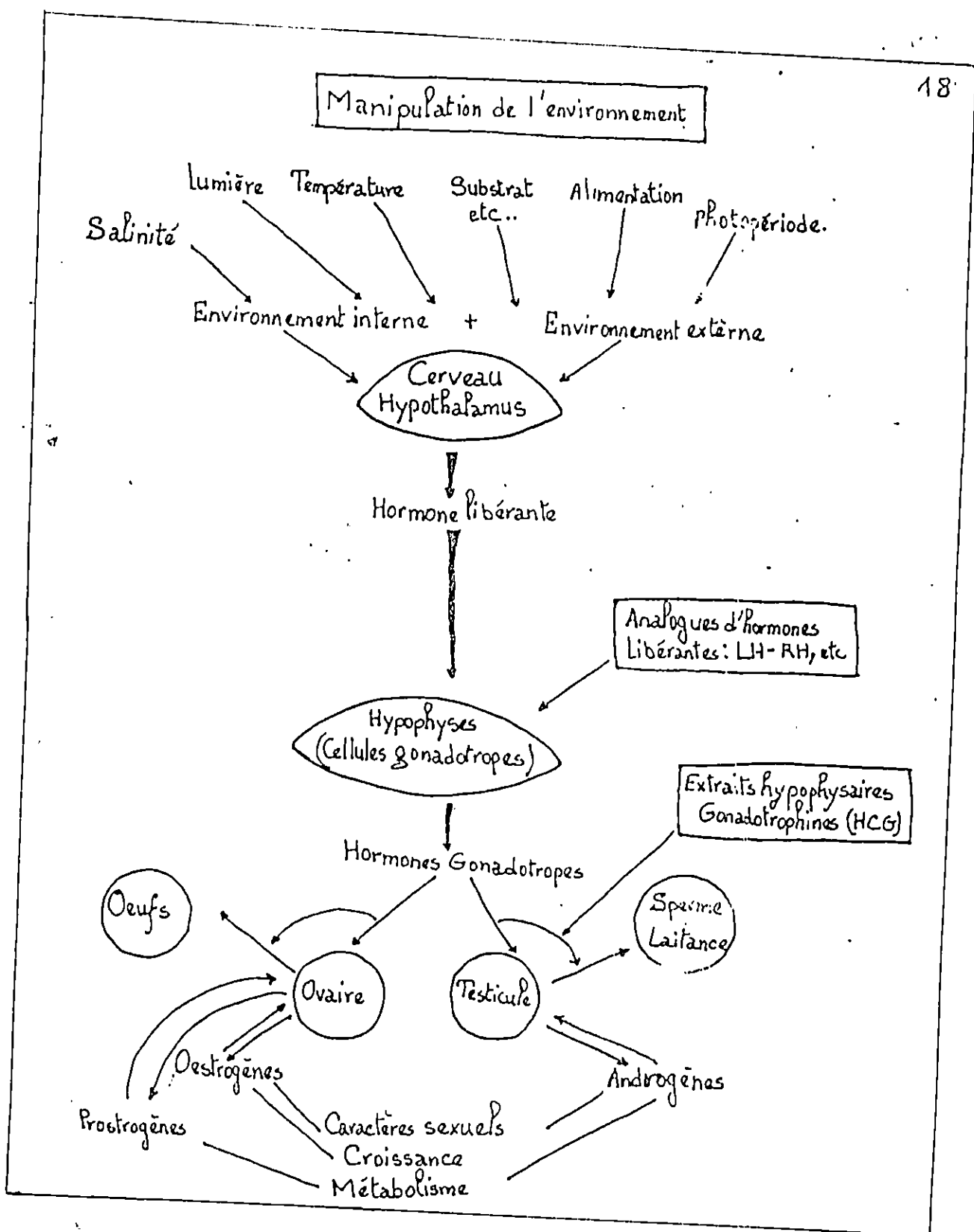


Figure 9: Contrôle de la reproduction par manipulation de l'environnement ou emploi de produit hormonaux (Adapté par Bromberg et coll, 1990 in Barma Bamabé, 1990)

6-Embryogenèse

6-1-Incubation

L'incubation des œufs de carpes se fait classiquement dans des bouteilles de zoug, le plus souvent d'une capacité de 7l recevant un courant d'eau ascendant et une évacuation à la partie supérieure au niveau d'un bec placé sur un manchon et se déversant dans une gouttière. La vanne d'alimentation est souvent située sur un tuyaux d'admission placé au-dessus de la rampe de bouteille et relié à la base de celle-ci par un tuyau souple ; cela évite le refoulement des œufs dans un circuit d'admission basal en cas de mauvais fonctionnement de vannes. La bouteille a une forme conique à la base sur 30 cm ce qui crée un mouvement d'eau favorable à une bonne incubation ; 1,5 à 2 l d'œufs hydratés (correspondant à 250-300g d'ovules) sont introduits dans la bouteille à moitié pleine d'eau, puis la vanne est ouverte de façon à assurer dans chaque bouteille un débit de 0,6 à 0,8 l /mn d'une eau à saturation en oxygène.

l'incubation passe par plusieurs étapes (fig8) ,des traitements au vert de malachite prévenant le développement de saprolégnioses doivent être appliquées toutes les 6-12h en bains éclairs de 5mn à la dose de 5mg/l. (Billard 1995).

6-2-Eclosion

Dès que les premières éclosions observées dans les bouteilles, l'ensemble des embryons est siphonné délicatement dans des cuvettes de 3 à 4 l dans lesquelles les embryons sédimentés au fond se trouvent rapidement en anoxie ce qui provoque leur agitation et leur éclosion quasi simultanée. cette opération ne doit pas excéder 10 mn à 20°C. Il est aussi possible d'obtenir l'éclosion massive directement dans les bouteilles de zoug en fermant l'admission d'eau pendant 5 à 10 mn. Aussi le développement de l'embryon passe par plusieurs étapes (fig 9)

7- Mode d'élevage

En aquaculture on distingue trois modes d'élevage

7-1 élevage extensif

le plan d'eau est généralement en équilibre écologique naturel stable et profond. Son objectif est l'ensemencement des milieus naturels sans apports d'aliments artificiels. (Chalabi, 1991)

7-2 Elevage semi-intensif

Dans ce système de production la qualité de nourriture artificielle est faible ou modérée.

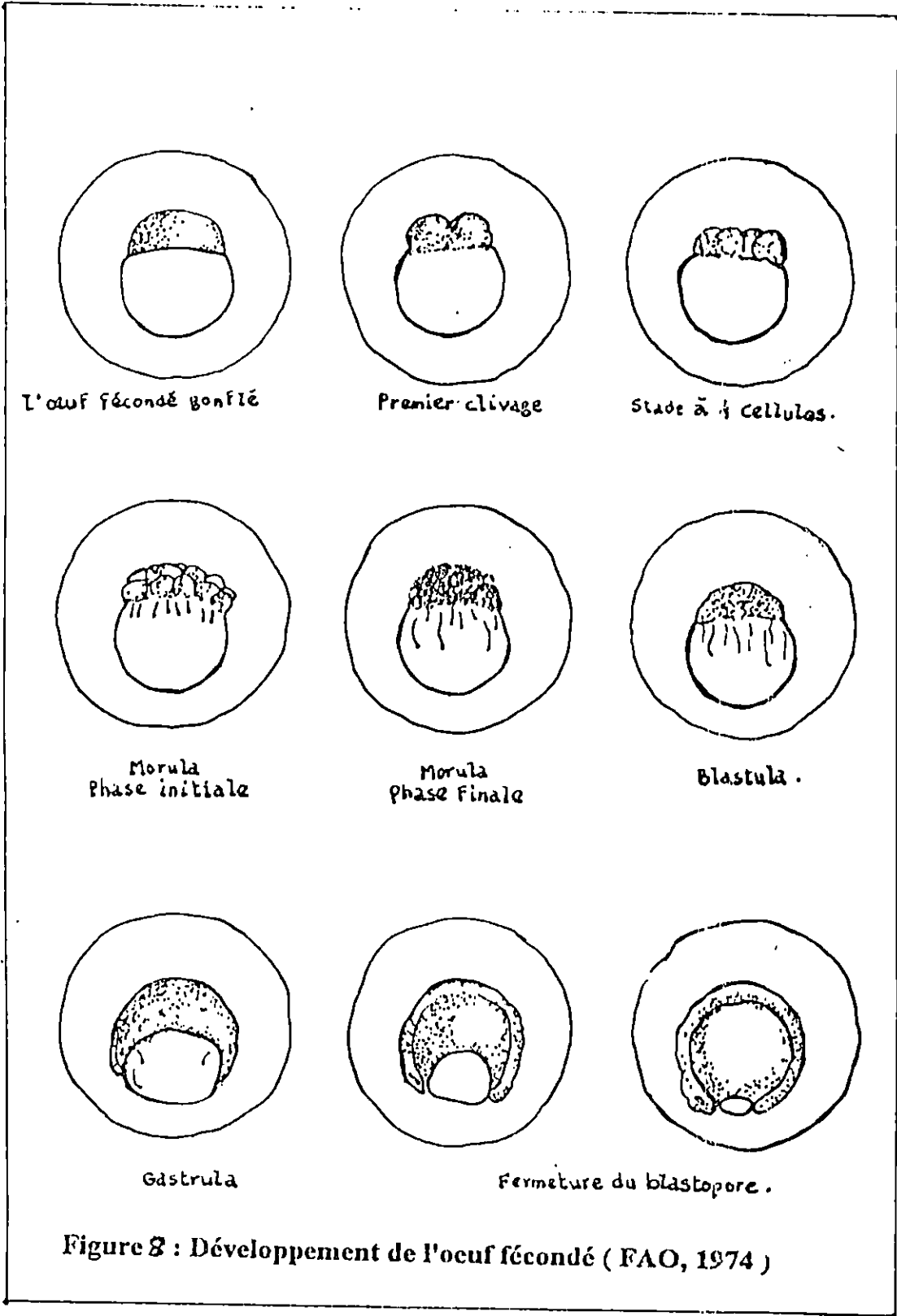


Figure 8 : Développement de l'œuf fécondé (FAO, 1974)

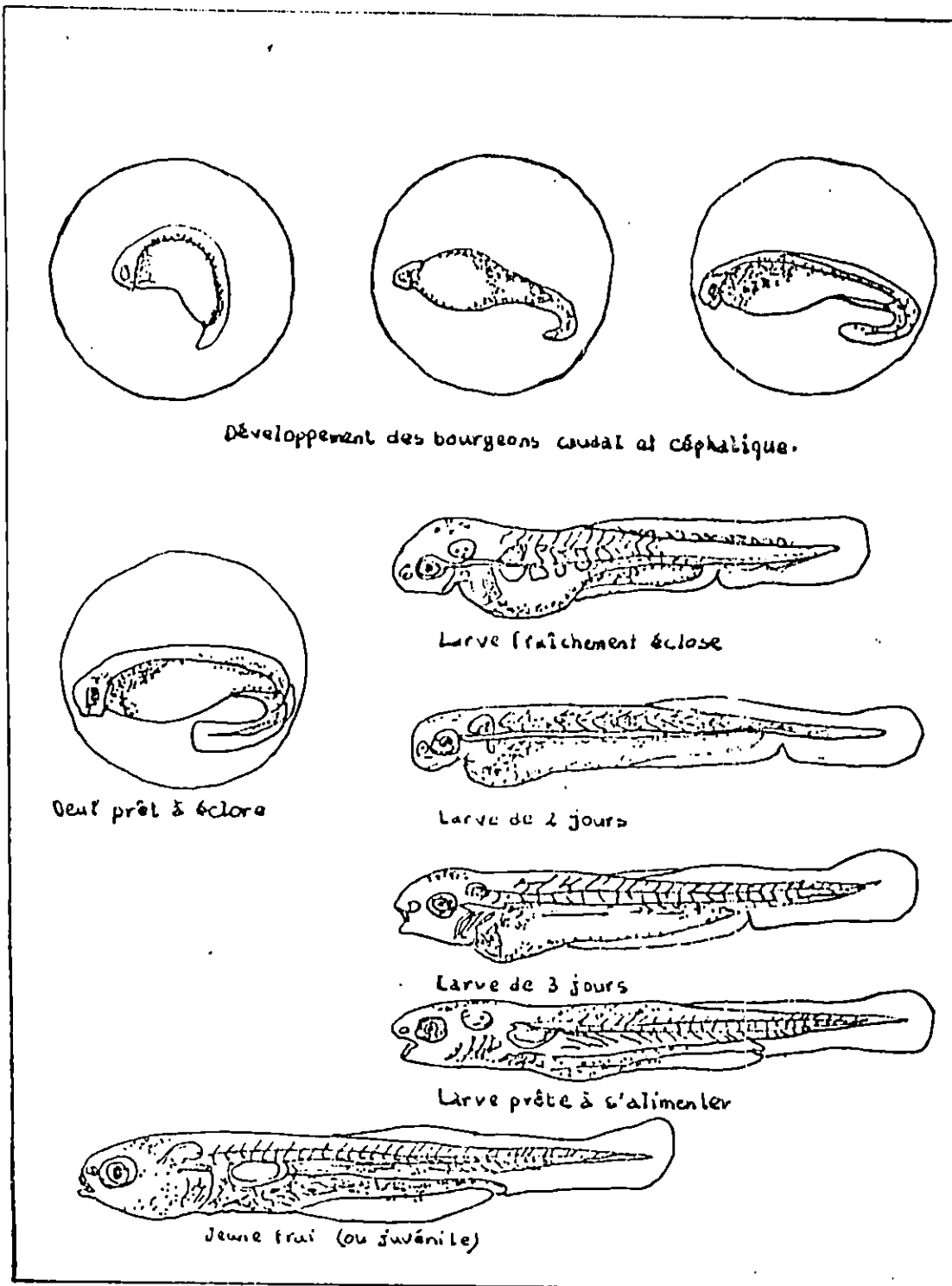


Figure 3: Morphologie de l'embryon et développement de la larve. (FAO, 1974)

7-3 Elevage intensif

son but est de réaliser le maximum de production dans les bassins, cages ou autres infrastructure, l'alimentation est artificielle en totalité pour les poissons ayant atteint la taille adulte (Chalabi, 1991).

II- MATERIELS ET METHODES

1- PRESENTATION DU SITE

1-1 Situation géographique

Le barrage de Ain Zada est situé dans la wilaya de Bordj Bou Arreridj à 25 Km à l'ouest de Setif et à 40 Km à l'est de B.B.A. (fig10)

1-1-1 Emplacement :

Il est implanté sur l'oued sellam. Les coordonnées Lambert de 720.600 E , 322.200 N définissent un point près du centre du barrage ou la cote du lit de l'oued est d'environ 817m au-dessus du niveau de la mer.

1-1-2 Disposition des ouvrages :

La disposition générale des ouvrages est schématisée sur la figure ... (prospectus de Ain zada,1990)

-Digue :

hauteur	: 55m
longueur en crête	: 688m
largeur en crête	: 7m
niveau de la retenue normale	: 855m
niveau de plus hautes eaux	: 864.2m
capacité à la retenue normale	: 125Mm ³
volume utile	: 110Mm ³

- Evacuateur de crue :

Il est conçu selon un plan classique constitué d'une crête en doucine de 75 m de long . d'un coursier ouvert de 185m de long qui se termine par un saut de ski.

- Ouvrages de prise et de vidange de fond :

Le prélèvement des eaux se fait par deux prises situées à des niveaux différents de la tour et raccordée à une conduite de diamètre 1200 traversant la galerie.

La vidange de fond s'effectue au bas de la tour par une chambre de vidange raccordée à une conduite de diamètre 1600 traversant la galerie.

De là la conduite de prise mène à la station de traitement tandis que la conduite de vidange aboutit à l'ouvrage de sortie.

Le débit maximum de prise est de 12 m³ / s et celui de vidange de fond est de 25 m³ / s.

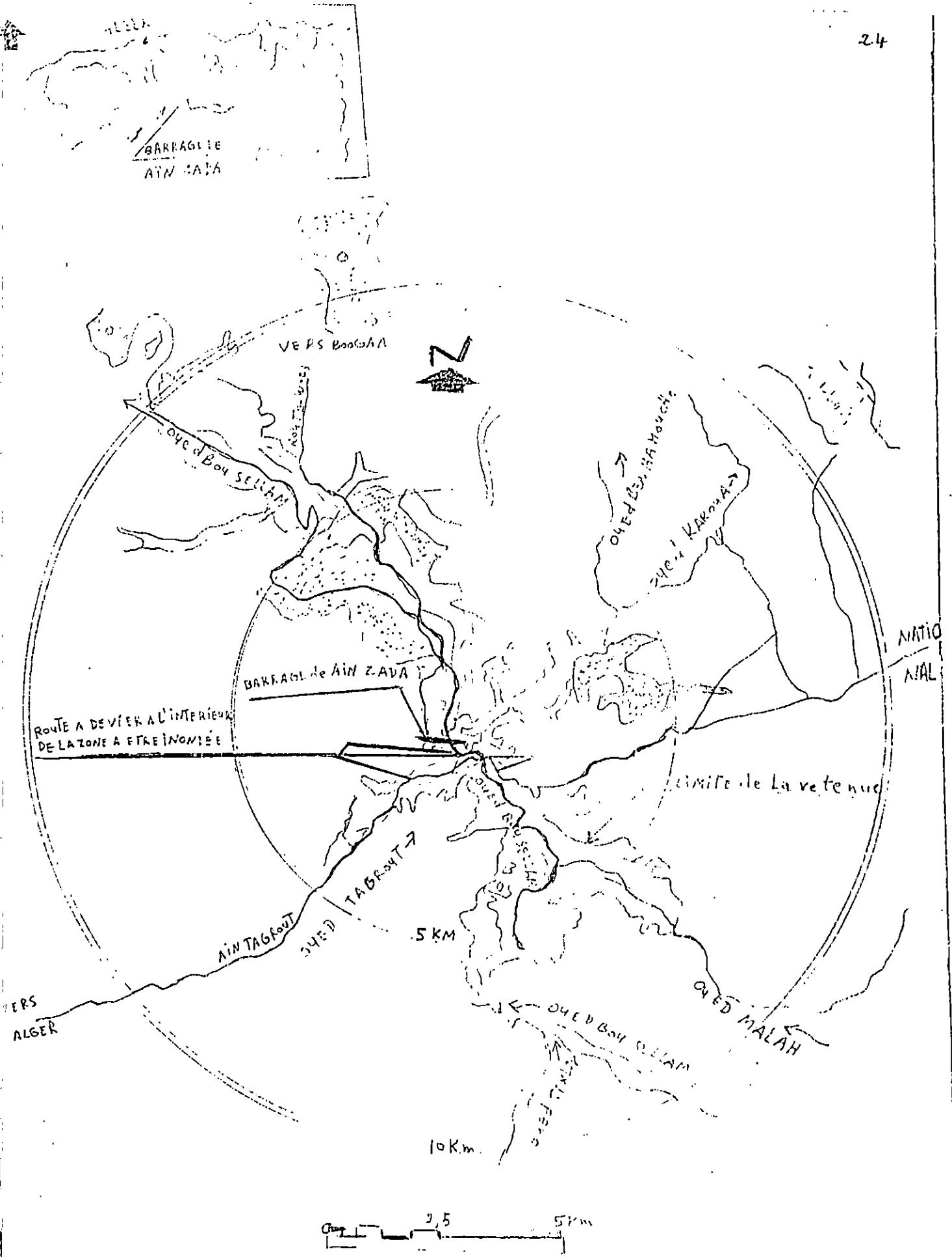


Fig 10 Situation géographique du barrage de Aïn Zada.

1-2 Situation hydrologique :

Les principales caractéristiques hydrologiques du site sont comme suit :

Bassin versant en amont du site du barrage	2020Km ²
Débit annuel moyen de l'oued	85 Mm ³
Débit fictif instantané	02.70 m ³ /s
Ruissellement spécifique moyen	01.33 l/s/Km ³
Superficie de la retenue pleine	11,70
Perte annuelle moyenne par évaporation	09,50
Taux de sédimentation	00,80
Cote normale de la retenue pleine	855.00m
Capacité de stockage de la retenue pleine	125Mm ³
Cote minimum normale de fonctionnement de la retenue	836m
Stockage utile de la retenue (entre le niveau minimum et la retenue pleine)	110Mm ³
Crue normale, capacité de l'évacuateur	4370m ³ /s
Le barrage est alimenté par :	
- Oued Ben Hamouch	
- Oued Keraroua	
- Oued Melah	
- Oued Bou Sella	
- Oued Tixler	
- Oued Taghrout	

L'oued Bou sellam prend sa source dans les montagnes au nord de Setif ; il coule généralement vers le sud, puis après une vaste courbe dans une plaine, fait un coude vers le Nord-Ouest par le site d'Ain Zada. Immédiatement en aval du site , l'oued commence à descendre par des gorges abruptes. Le Bou Sellam rejoint le soummam à environ 60km au Nord-ouest, puis le soummam coule pendant encore 60km vers le nord-est avant de se déverser dans la Méditerranée.

2- MATERIEL

2-1 Equipement

2-1-1 Ecloserie

La construction de l'ecloserie a commencé le 25/03/1998. Après avoir relevé les repères de l'infrastructure et en connaissant les besoins et le principe de fonctionnement d'une écloserie expérimentale, on a essayé d'imaginer sa forme et son emplacement. L'ecloserie était installée complètement le 15/04/2001 sans le module de thermorégulation.

2-1-2 Surpresseur

pour fournir aux poissons la quantité nécessaire en oxygène pour leur respiration, on a utilisé le surpresseur qui a une capacité de 2 m³/mn.

2-1-3 Cumulus

Les carpes royales pouvaient s'adapter à la température ambiante à l'aide du cumulus qui alimentait l'eau en courant chaud et qui nous aidait à maintenir la température constante, son débit est de 80 l

2-2 Infrastructure

2-2-1 Bassins

Les bassins circulaires étaient à l'extérieur de l'ecloserie au nombre de 4, construit à l'aide de briques double cloisons cimenté au milieu. Les bassins ont un diamètre 3m, et une hauteur de 1,20m.

Les bassins rectangulaires sont au nombre de 2 construis aussi à la brique en double cloisons d'une longueur 8m, et une largeur 2,5 m.

2-2-2 Etangs

les étangs étaient aussi à l'extérieur de l'ecloserie au nombre de 3 le premier étang étant le plus grand

12m de longueur, 6m de largeur, quant au deuxième et le troisième étang sont de l'ordre de 10m de longueur et de 5m de largeur.

3-METHODES

3-1 Pêche des géniteurs

La pêche des géniteurs a commencé le 15/ 05/2001. On l'avait effectué à l'aide d'une simple embarcation de 4,80m de long équipée de moteur de marque suzuki de 25 chevaux avec des filets trémail et langoustiers.

Le but de cette manœuvre est de pêcher un nombre suffisant de géniteurs pour effectuer la reproduction artificielle. Nous avons utilisé la technique de pêche la plus classique, appelée le « battée-batte » et cela durant la journée.

Pendant la nuit, on a calé les filets, car la carpe possède une activité surtout nocturne, elle s'alimente fréquemment tôt le matin et tard le soir (P.Boyer, 1984).

3-2-Sélection et sexage

3-2-1 sélection

Le choix des géniteurs se fait selon les critères suivants:

- La conformation : la forme du corps et écaillures ne doit présenter aucune anomalie
- L'état sanitaire : aucun signe pathologique ne doit être présent
- Le poids : choisir un poids moyen permettant les manipulations faciles.

3-2-2 Sexage

Le sexage se base sur les caractères primaires et secondaires suivants :

Caractères primaires

Les papilles génitales sont concaves chez le mâle et convexe chez la femelle ; le ventre de cette dernière est bombé, et son orifice génital est rond ; par contre, le mâle est plus mince et plus long que la femelle, et présente un orifice génitale en fente(cet orifice est fluent pratiquement toute l'année) ; et un abdomen aplati (Abada etGrim, 1976 ; et Arrignon ; 1991).

Caractère secondaires

.Durant la période de reproduction, on peut distinguer le mâle par l'apparition d'un liquide blanchâtre sous pression abdominale (laitance) ;pour la femelle, et par le même principe, il apparaît un liquide jaunâtre au niveau de son orifice génital, ce dernier est rosâtre et proéminent à la maturation.

(Arrignon,et Rouyer, 1982 ;Abada et Grim, 1976).

3-3 Anesthésie contrôle pondérale

3-3-1 produits anesthésiant

Les poissons non anesthésiés sont durs (hermétique) pour l'injection (R.W.Rottmann et J.V.Shireman, 1979). La solution est composée de 10 l d'eau et 5 ml de 2- phénoxyéthanol MERCK . (Arrignon, 1991).

Il existe d'autres anesthésiants, tel que ; l'alcool amylique tertiaire, tricaine méthane sulfurate MS 222, (Bardach et al, 1972).

Le sujet n'est prêt à la manipulation que lorsqu'on remarque qu'il ne s'échappe pas au touché

3-3-2 contrôle pondérale

Le pesage des géniteurs est une étape principale et indispensable pour déterminer les doses des injections hormonales correspondantes à chaque géniteurs (mâle ou femelle). (Barnabé, 1991).

Le poids des géniteurs a été déterminé par une balance de type SALTER ,poids totale 25 kg, précision $\pm 10g$.

3-4 Marquage :

Le marquage consiste à identifier individuellement ou collectivement les animaux aquatiques ayant subit un traitement durant un laps de temps requis pour l'information que l'on veut tirer(Arrignon, 1991).

Les géniteurs étaient marqués au niveau de leur nageoire dorsale, à l'aide de fils de différentes couleurs après avoir étaient anesthésiés pendant 2 à 3mn.

On peut signaler néanmoins qu'il existe divers modes de marquage tel que ;

- le tatouage au dermojet : le cyomarquage à l'azote liquide.
- l'apposition d'agrafes métalliques dorsales sur les sédentaires.
- La fixation de fanions dorsaux, de micro-codage nasal sur les migrateurs (Huet, 1970).

3-5 Adaptation :

Les géniteurs sont placés dans les bassins de prématuration, en séparant les mâles et les femelles à l'aide d'un grillage, pendant une quinzaine de jours ; puis sont transférés de ces derniers vers les bassins de maturation ou ils sont resté 3 jours. La température est progressivement amenée aux environ de 20-24°C.

3-6-Injection hormonale :

3-5-1 Hormones utilisées:

Lorsque les reproducteurs ont été choisis, ils peuvent être soumis à l'induction hormonale de la ponte selon trois techniques principales (Abada, 1976) :

- hypophysation ; c'est l'injection d'extrait brut d'hypophyse de poisson et c'est cette technique que nous avons utilisé donc décrite par la suite.
- Injection des substances à activité gonadotrope ; tel que la gonadotrophine chorionique humaine (HCG), extraite de l'urine des femmes enceintes à raison de 800-1000 UI/kg pour la carpe royale (C.Jonathan et al 1989).
- Injection d'analogue d'hormones libérante ; c'est des peptides présentant les mêmes propriétés que les hormones libérantes (connues sous le sigle de gonadotropin releasing hormon GnRH).

Lors de l'injection hormonale nous avons utilisé :

- Des seringues de 5ml pour le prélèvement d'anesthésiant et l'injection d'hormone hypophysaire.
- Un salabre pour retirer les poisson des bassin.
- Une grande bassine remplie de la solution anesthésiante.
- Une table pour la manipulation
- Une serviette utilisée pour sécher le corps du poisson et couvrir sa tête pendant l'opération
- Un coussin en éponge.
- Une eau physiologique pour poisson(0.65% Nacl).
- Extrait hypophysaire des carpes
- Gonadotrophine chorionique humaine (HCG)

3-6-2 doses d'injection

Pour les femelles ; (Marcel in Barnabé , 1985) l'injection d'hypophyse se fait en deux temps à raison de 3mg/kg de poids vif chez les carpes royales.

Les femelles reçoivent deux injections. Le temps entre la première et la deuxième injection est de douze heures. Par contre les mâles reçoivent qu'une seule injection d'une dose de 1mg/kg de poids vif.

3-6-3 Lieu d'injection

L'injection se fait à l'aide d'une aiguille mince et longue soit en intramusculaire à hauteur du premier rayon dorsale vers l'avant du corps, soit en intrapéritonéale (dans la cavité abdominale) ou au niveau du pédoncule caudale(rapport de C.T.G.R.E.F. , 1974) .fig11.

3-6-4 Nombre de géniteurs injectés

1^{er} essai

nombre de géniteurs traités

MALE				FEMELLE				
géniteurs	couleurs	Poids/kg	Dose totale	géniteurs	couleurs	poids	1 ^{ère} dose	Dose totale
1	jaune	3,1	---	1	Rose	2,8	0,84	8,4
2	Blanc	2,9	---	2	Rouge	2,6	0,78	7,8
3	Bleu	2,8	---	3	Vert	1,8	0,54	5,4
4	violet	1,7	---	4	noir	2,5	0,75	7,5

2^{ème} essai

nombre de géniteurs traités

MALE					FEMELLE				
géniteurs	couleurs	Poids	1 ^{ère} dose	Dose tot	géniteurs	couleurs	poids	1 ^{ère} dose	Dose totale
1	rouge	2,7	---	2,7	1	rose	2,5	0,75	7,5
2	noir	3	---	3	2	bleu	4	1,2	12
3	bleu	2,5	---	2,5	3	rouge	3,4	1,02	10,2
4	vert	3,8	---	3,8	4				

Après la deuxième injection des femelles, l'orifice génitale est suturés à l'aide d'un fil et d'une aiguille pour empêcher la perte des ovules.

... ..

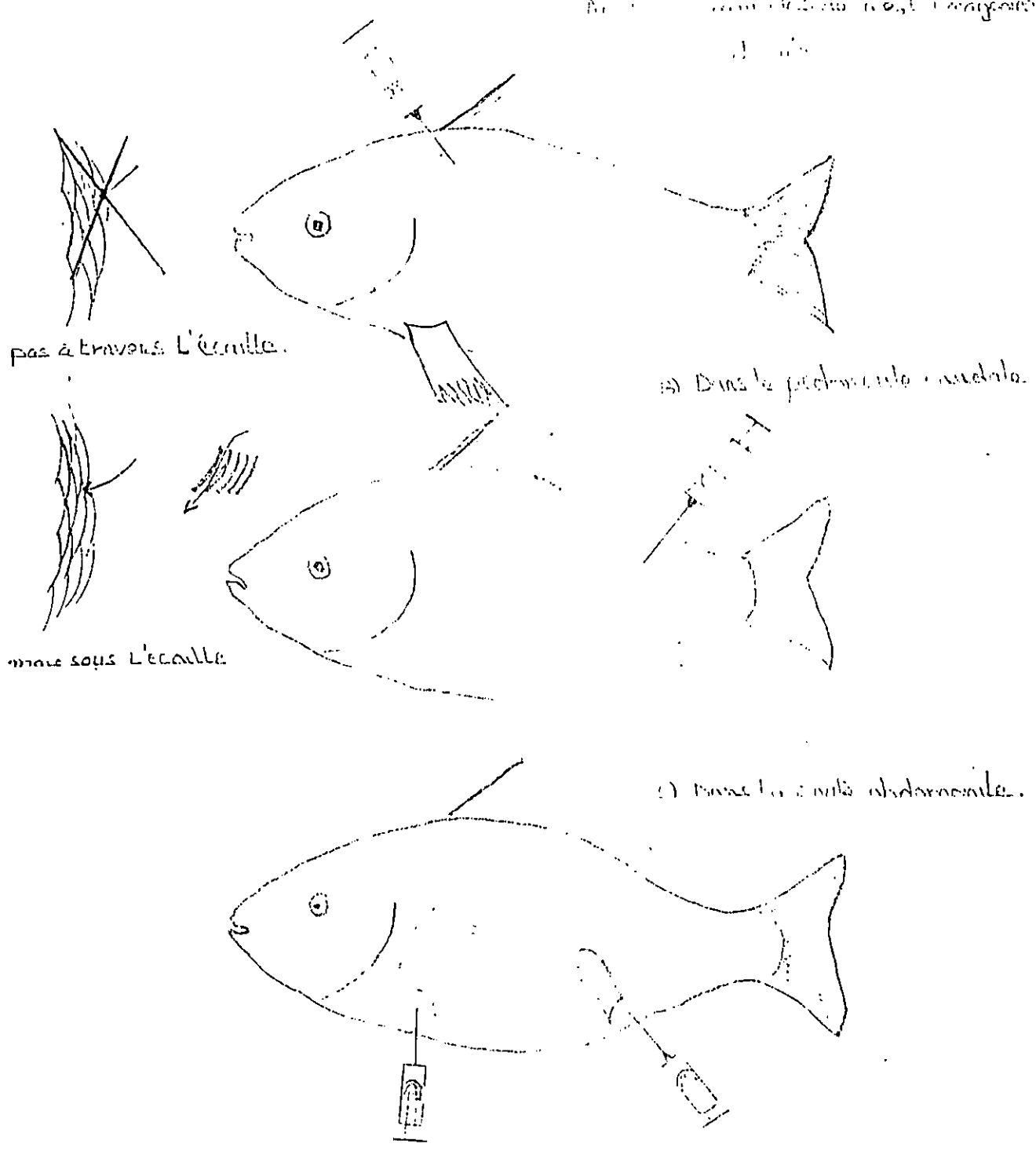


fig:11

... et comment pratiquer l'injection d'horra... dans le corp. du poisson
(FAO, 1974).

3-7 Stripping :

On a utilisé la technique décrite par Marcel in Barnabé, (1985) et V.Kmichaels,(1988) la température de l'eau est mesuré chaque heure jusqu'à ce que le total soit de 240 degrés-heures après la deuxième injection des femelles ; on place alors un mâle parmi les femelles. Si le mâle poursuit une femelle, cette dernière est mure. On laisse alors 10 à 20 mn supplémentaires, puis elle est capturée, anesthésiée et séchée. L'orifice génital est décousu et si les œufs sont bien mures, ils s'écoulent sans qu'il y ait besoin de pression abdominale.

Mode opératoire :

Après avoir récolté et mélangé, œufs et laitance de géniteurs parfaitement murs, on a procédé aux étapes suivantes fig. 12

- 1- Pour rendre le sperme plus actif, une solution fertilisante (sel/uréc) était rajoutée en volume approximativement égal à celui du mélange (baignade de 45 mn). Durant ce temps la solution était éliminé et renouvelée.
- 2- Lorsque la fécondation était achevée, les œufs ont commencé à se gonfler, alors la solution fécondante était remplacé par le mélange(4/5 eau/ 1/5 lait) en volume important, et le mélange se poursuivi pendant presque 1 h.
- 3- Les œufs étaient baignés pendant une dizaine de secondes dans la solution d'acide tannique (15 g d'acide + 20 l d'eau).
- 4- Rinçage des œufs trois fois à l'eau pure.
- 5- A la fin de cette manipulation, les œufs étaient gonflés de 5 fois leur taille originale, ils étaient alors versés dans les deux bouteilles de zougs de 8 l à raison de 2-5 l d'œufs /bouteille (1l= 100000 œufs d'après V.K.Michaels, 1988).

3-8 Incubation des œufs

L'incubation a été réalisé dans des bouteilles de Zug en verre d'une capacité de 8 l photo 1 l'incubation a duré entre 4 à5 jours à une température de 20°C à 22° et au taux d'oxygène de 10mg/l.

Le débit de l'eau est de 1.5 l/mn pendant toute la durée de l'incubation.

III RESULTATS ET DISCUSSION :

1-Réponse à la stimulation hormonale

Essai :1

mâle				femelle			
couleur	Poids /kg	Dose tot	Rép à la stimulation hormonale	couleur	Poids	Dose H mg/kg	Rép à la stimulation hormonale
Jaune	3,1	3,1	+	Rose	2,8	8,4	+
Blanc	2,9	2,9	+	Rouge	2,6	7,8	+
Bleu	2,8	2,8	+	Vert	1,8	5,4	-
Violet	1,7	1,7	+	Noir	2,5	7,5	+

Pour le premier essai sur les quatre femelles injectées trois ont répondu à la stimulation hormonale, par contre tous les mâles ont répondu positivement.

Essai :2

MALE				FEMELLE			
couleur	poids	Dose tot	Rép à la stimulation hormonale	couleur	Poids	Dose h Mg/kg	Rép à la stimulation hormonale
rouge	2,7	2,7	+	Rose	2,5	7,5	+
Noir	3	3	+	Bleu	4	12	-
Bleu	2,5	2,5	+	Rouge	3,4	10,2	+
Vert	3,8	3,8	+	-	-	-	-

Pour ce qui est du deuxième. essai deux femelles seulement ont répondu positivement. Les mâles étaient tous fluents

2- Quantité d'ovules récoltées

Essai 1

couleur	Poids	Quantité d'œufs /ml	Nombre d'œufs /ml	Nombre d'œufs totale	observation
Rose	2,8	760	175	133000	
Rouge	2,6	440	150	66000	
Noir	2,5	555	183	101565	

Essai 2 :

couleur	Poids	Quantité d'œufs /ml	Nombre d'œufs /ml	total	observation
Rose	2,5	400	140	56000	
rouge	3,4	650	162	105300	

La quantité d'ovules a été déterminé par la méthode volumétrique.

Le nombre moyen d'ovules obtenue lors du premier essaie et de 38094 par kg de poids vif.

Pour le deuxième essai il est de 27339 ovules par kg de poids vif.

Ces résultats sont plus ou moins faibles par rapport aux résultats avancés par Billard (1995) qui est de 100000 à 150000 œufs /kg de poids vif.

L'écart s'explique par l'ovulation incomplète pour nos géniteurs, présence d'ovules immatures dans le ventre de la femelle.

3- Taux d'éclosion

Le taux d'éclosion est égale au nombre d'alevins obtenu sur le nombre d'œufs mis en incubation.

Deux essais ont été réalisés, le nombre d'œufs mis en incubation est de 200 œufs pour chaque teste.

Résultats obtenus :

Essai	Œufs mis en incubation	Nombre d'alevins obtenus	Taux d'éclosion
1	200	155	77,5%
2	200	130	65%

Les résultats du taux d'éclosion obtenus au niveau de la station de Ain Zada sont considérés comme satisfaisant vu les conditions où ils sont obtenus (absence de la thermorégulation au niveau de l'ecloserie), comparativement aux résultats obtenus par d'autres chercheurs nos résultats sont faibles, 90% (Billard 1995).

IV - CONCLUSION :

L'objectif de notre travail consistait à réaliser des essais de reproduction artificielle des carpes chinoises au niveau du barrage de AinZada.

Les essais réalisées nous ont permis de maîtriser tous le processus de reproduction en commençant de la pêche des géniteurs jusqu'à l'élevage larvaire, et ceci dans des conditions plus ou moins difficiles.

Actuellement la station piscicole de Ain Zada n'est pas d'opté de certains modules d'élevage tel que la thermorégulation et l'épuration bactériologique.

Les résultats obtenus sont satisfaisant. Dans le cadre de réalisation de notre mémoire, nous avons produit approximativement 140.000 alevins de carpe royale.

La maîtrise de la reproduction artificielle et de l'élevage larvaire des carpes va permettre sans doute le développement de la pisciculture continentale actuellement inexistante en Algérie et se traduira par la création de nombreux emplois et la production de protéines animales de haute valeur alimentaire pour la population.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ABADA Y ; GRIM . , 1976.** Contribution à la connaissance de la cypriniculture en république populaire de chine. Rapport de stage, centre de recherche océanographique et de la pêche , 86p.
- ARRIGNON J ;1991.** Aménagement piscicole des eaux douces .Ed.Tec.et DOC. Lavoisier , paris, 631p.
- BARDACH et AL ; 1972.** Aquaculture, the farming and husbandry of freshwater and marine organism. Ed.Library of congress cataloging in publication dada, p :75-118.
- BARNABE G ; 1991.** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. Ed .Lavoisier, Tec. Et DOC ; paris, 500p.
- BILLARD R,1994.** Les carpes, biologie et élevage. Ed. I. N. R. A p : 15-21
- BILLARD R, MARCEL J, 1995 .** L'aquaculture des cyprinides.Ed I.N.R.A., 702p.
- BOYER , 1984.** Techniques de pêches. Pisciculture française, n° 80, p :194-195.
- BREDER C.M ; ROSEN D.E, 1996.** Modes of reproduction in fishes. The natural history.Press ;Garden city, New York.941p.
- CHALABI A ; 1991.** L'aquaculture en Algérie. Examen critique et perspective techniques et sciences revue ; N°6, p : 29-36.
- HORVATH ; 1986.** Carp oogenesis and the environnement In : Billard et Marcel, Ed . :Aquaculture of cyprinids, 109-117, INRA publ ; PARIS.
- HARVEY B.J. et HOAR W.S ; 1980.** La reproduction provoquée chez les poissons : théorie et pratique .Internat . Develop.Res. Center, Ottawa, Ontario.48p
- HUET ; 1970.** Traité de pisciculture. Ed. 4. de Wyngaert. Bruxelles,713p.

- JONATHAN et al,1989.** Intensive fish farming. Ed. BSP professional Books,pp : 119-127.
- MICHAELS V.K ; 1988.** Carp farming.Ed.Fishing News Books LTd .207 p.
- MESK C; 1985.** Fish aquaculture. Technologie and Experiments. Pergamon Press.235p.
- MARSHALL. N. B; 1971.** La vie des poissons. Tome I et II. Le grand encyclopédie de la nature; édition Bordas, p-p: 506-512; 763p.
- MARCELL J ;1986.** Pisciculture en étang. Chapitre:2, in Barnabé 1989 (volume 2). P-p:572-608; édition l'Institut national de la recherche agronomique.
- OLIVEREAU; 1954.** Hypophyse et glande thyroïde chez les poissons. Etude histophysiologique de quelques corélations endocriniennes , en particulier chez *Salmo salar* L. (Anale de l'institut océanographique), ed. Masson, paris, t. xxix-Fasc.2 et dernier, 296p.
- ROTTMAN R. W; SHIREMAN J.V. ; 1979.** Tank spawning of Grass carp. Aquaculture, 17, PP : 257-267.
- ROUYER G; 1982.** Aménagement et exploitation des eaux closes. Les étangs de pêche et pisciculture .Ed . La maison rustique, PP: 19-143
- SCHLUMBERGER O; 1998.** Mémento de pisciculture d'étang 3° édition P 238.
- ZOHAR Y; 1996.** New approaches for the manipulation of ovulation and spawning in farmed fish. BULL. Natl. Res. Inst. Aquacult; Suppl. 2, PP:43-48

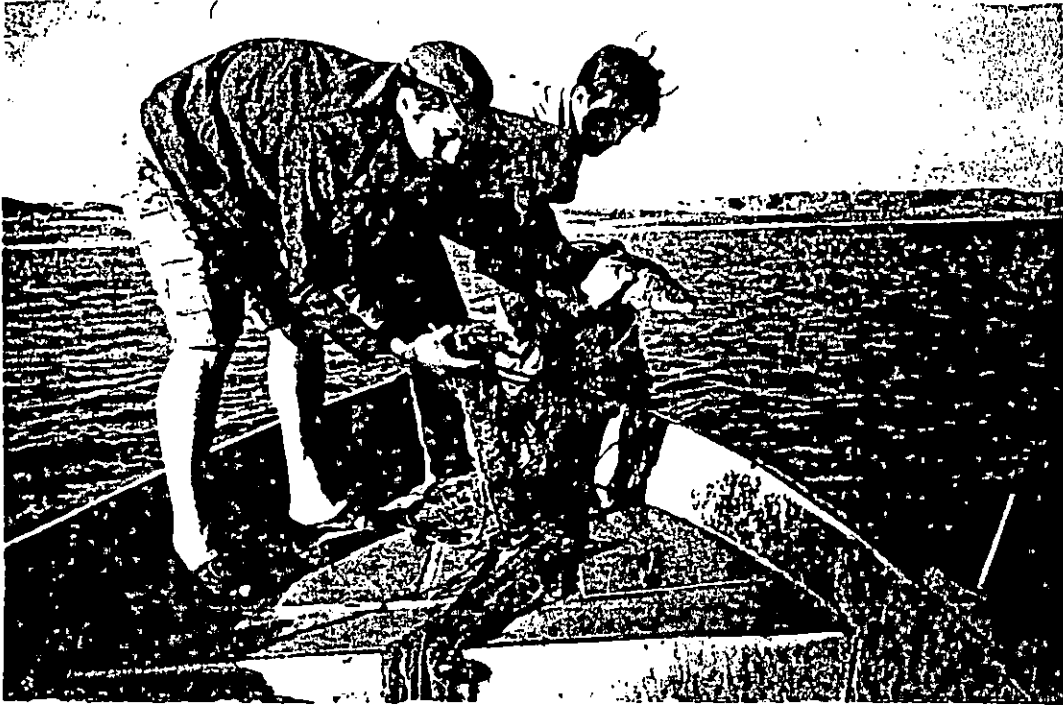
RAPPORTS

-Barrage de Ain Zada(avant projet).Hydrotechnique corporation. Ingénieurs conseil,New York,Madrive,Novembre1973.

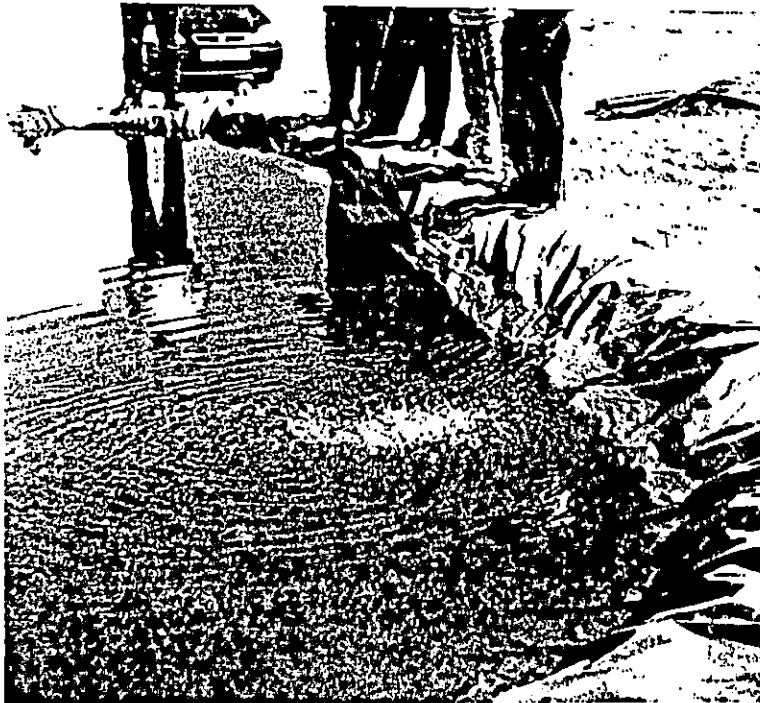
-Extrait compte rendu de l'unité de l'institut de recherche piscicole de S.Z.A.R.V.A..S (Hongrie),sources mission d'étude C.T.G.R.E.F. Septembre,1974.

ANNEXES

PECHE DES GENITEURS



STOCKAGE DES GENITEURS



SEXAGE

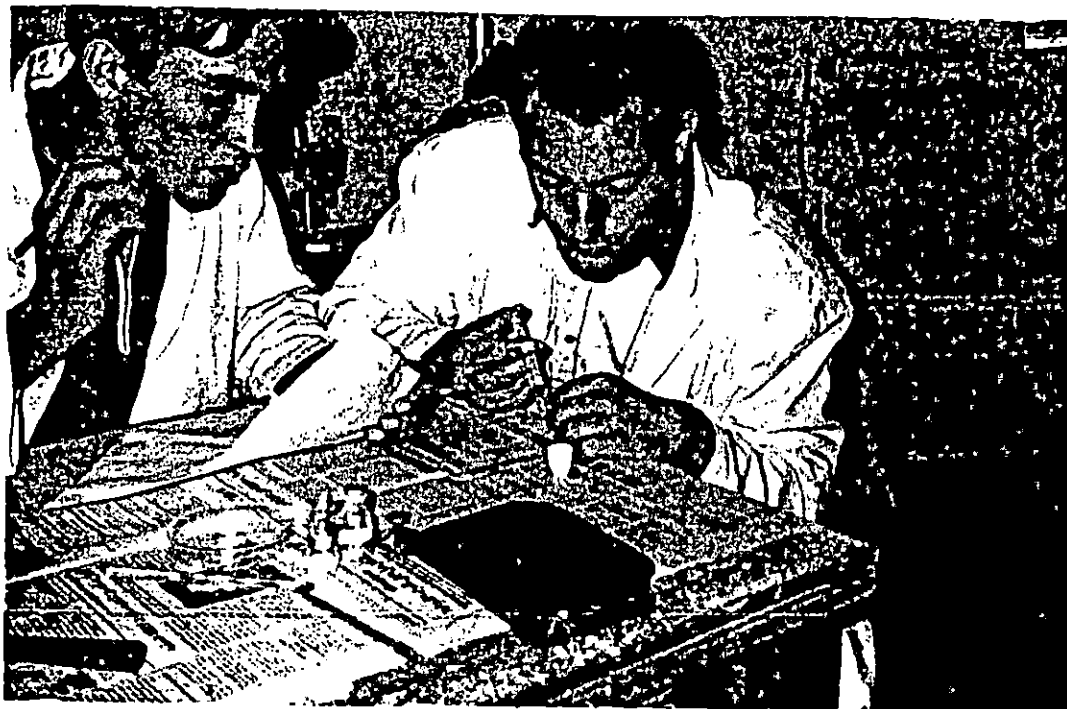


CONTROLE PONDERALE





PREPARATION L'HYPOPHYSE





INJECTION HORMONALE





ENLEVEMENT DE LA SUTURE





FECONDATION ARTIFICIELLE



INJECTION DES ŒUFS ET ALEVINAGE

