

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A.MIRA-BEJAIA



جامعة بجاية
Tasdawit n Bgayet
Université de Béjaïa

Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département des sciences biologiques et de l'environnement
Laboratoire associé en écosystèmes marins et aquacoles

THÈSE

Présentée par

Sadouni Soraya

Pour l'obtention du grade de

DOCTEUR EN SCIENCES

Filière : Biologie

Option : Biologie de la Conservation et Eco-Développement

Thème

**Etude de la reproduction de la carpe argentée
Hypophthalmichthys molitrix en Algérie.**

Soutenue le : 18 Février 2021.

Devant le Jury composé de :

Nom et Prénom	Grade		
Mr Ayad Abdelhanine	Professeur	Univ. de Béjaia	Président
Mr Iguer-ouada Mokrane	Professeur	Univ. de Béjaia	Rapporteur
Mr Zouggaghe Fatah	Professeur	Univ. de Bouira	Examineur
Mr Kacher Mohamed	Professeur	ENSSMAL. Alger	Examineur

Année Universitaire 2019-2020

Remerciements

Il m'est agréable d'exprimer mes plus vifs remerciements à L'égard de Mr le professeur, Abdelhanine Ayad qui me fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury.

Je suis très sensible à l'honneur que m'a fait Monsieur Zougagh Fateh, Professeur à l'université Akli mohand ou el hadj de bouira, en acceptant de participer au jury de ma thèse et d'en être le rapporteur.

J'apprécie vivement l'honneur que me fait Monsieur Kacher Mohamed, Professeur à l'école nationale supérieure des sciences de la mer et de l'aménagement du littoral, en acceptant de juger ce travail.

Je tiens à exprimer enfin à Monsieur, Iguer-ouda Mokrane, Professeur à l'université de Bejaia, toute ma reconnaissance pour avoir bien voulu diriger ma thèse.

Liste des abréviations

ANRH : Agence nationale des ressources hydrauliques

RGS : Rapport gonado-somatique

RHS : Rapport hépato-somatique

K : Facteur de condition

EDTA : Ethylène-diamine-tétra-acétate

NET : Noir d'ériochrome

CGV : Central germinal vesicle (vésicule germinale en position centrale)

MGV : Early migration of germinal vesicle (début de migration de la vésicule germinale)

PGV : Late migration of germinal vesicle (fin de migration de la vésicule germinale)

MPO : Ministère pêche et océans (Canada)

FOM : Final oocytes maturation (maturation ovocytaire finale)

CPE : Carp pituitary extract (extrait pituitaire de carpe)

EWIP : Indice de pourcentage du poids des œufs

LT : Longueur totale

ST : Longueur standard

Ovg: Ovogonies

N : Noyau

Nu : Nucléoles

ZR : Zona radiata

OVC : Ovocyte

VL : Vitellus

ILP : Inclusion lipoprotéique

GR : Granulosa

T : Théca

L : photophase

LB : Lamelle basale

EV : Espace vitellin

GN-RH : Gonadotropin releasing hormone (hormone de libération des gonadotrophines)

S-GNRH : Salmon gonadotropin releasing hormone (hormone de libération des gonadotrophines du saumon)

HCG : Human chorionic gonadotropin (gonadotrophine chorionique humaine)

URSS : Union des républiques socialistes soviétiques

LH-RH: Luteising hormone releasing hormone (gonado-libérine)

FSH: Follicles stimulating hormone (hormone folliculostimulante)

LH: Luteising hormone (hormone lutéinisante)

GV : Germinal vesicle (vésicule germinale)

GVBD : Germinal vesicle breakdown (rupture de la vésicule germinale)

GVM : Germinal vesicle migration (migration de la vésicule germinale)

VTG : Vitellogénine

FAO : Food alimentation organization (organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture)

SGA: Spermatogonie A

SGB: Spermatogonie B

POMC: La pro-opiomélanocortine

GTH: Gonadotropin hormone (hormone gonadotrope)

TSH: Thyroid-stimulating hormone (hormone thyroïdostimuline)

E2 : Estradiol (hormone stéroïdienne)

MIS : Stéroïd induisant maturation (stéroïde induisant la maturation)

T : Testostérone

GH : Growth hormone (hormone de croissance)

SCI : Spermatocyste I

SCII : SpermatocysteII

SPZ : Spermatozoïdes

Fa : Fécondité absolue

Fr : fécondité relative

Liste des figures

Figure 1 : Morphologie de la carpe argentée (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>)	10
Figure 2 : Carte de répartition de la carpe argentée dans le monde	12
Figure 3 : Processus de développement et de maturation ovocytaire chez la femelle	17
Figure 4 : Processus de développement et de maturation du spermatozoïde chez le mâle	22
Figure 5 : La glande pituitaire des téléostéens	23
Figure 6 : Représentation schématique de l'axe de reproduction chez le poisson (control environnemental et endocrinien)	27
Figure 7 : Les dysfonctionnements majeurs de la reproduction observés chez le poisson femelle vivant en captivité	28
Figure 8 : Localisation géographique du barrage Ighil emda de Kheratta	31
Figure 9 : Hydrologie du bassin versant.....	32
Figure 10 : Pêche à la seine tournante des carpes argentées	33
Figure 11 : Mensurations des carpes argentées	33
Figure 12 : Ecloserie Zairi (Ouricia)	39
Figure 13 : Position de la vésicule germinale.....	41
Figure 14 : Anesthésie du géniteur en (a) et Injection de l'hormone en (b).....	43
Figure 15 : Collecte des œufs en (a) et de la laitance en (b) et fécondation à sec en (c).....	44
Figure 16 : Incubation des œufs dans les bacs et les bouteilles de Zoug	44
Figure 17 : Différents stades macroscopiques de développement des gonades femelles	49
Figure 18 : Différents stades macroscopiques de développement des gonades mâles.....	49
Figure 19 : Evolution du poids des ovaires (g) en fonction des mois	50
Figure 20 : Evolution du poids des ovaires (g) en fonction de la température entre avril 2010 et septembre 2011.....	50
Figure 21 : Evolution du poids des ovaires (g) en fonction de la photopériode entre avril 2010 et septembre 2011.....	51
Figure 22 : Evolution mensuel du RGS de la femelle <i>H.molitrix</i>	54

Figure 23 : Evolution mensuel du RGS du mâle <i>H.molitrix</i>	54
Figure 24 : Evolution mensuel du RHS de la femelle <i>H. molitrix</i> en fonction des mois	56
Figure 25 : Evolution mensuel du RHS du mâle <i>H. molitrix</i> en fonction des mois	56
Figure 26 : Evolution saisonnière du RGS femelle en (a) et mâle en (b).....	57
Figure 27 : Evolution saisonnière du RHS femelle en (a) et mâle en (b).....	57
Figure 28 : Evolution du RGS femelle en fonction de la longueur totale (LT)	58
Figure 29 : Evolution du RGS mâle en fonction de la longueur totale (LT).....	59
Figure 30 : Evolution du RHS femelle en fonction de la longueur totale (LT)	59
Figure 31 : Evolution du RHS mâle en fonction de la longueur totale (LT).....	59
Figure 32 : Evolution de l'indice K femelle et mâle en fonction des mois	60
Figure 33 : Evolution de l'indice K femelle en (a) et mâle en (b) en fonction des saisons.....	61
Figure 34 : Diamètres moyens des ovocytes en fonction des stades sexuels	62
Figure 35 : Diamètres moyens des noyaux en fonction des stades sexuels	63
Figure 36 : Distribution des diamètres des follicules ovariens chez <i>H. molitrix</i> à cinq stades de maturation différents.....	64
Figure 37 : Diamètres des ovocytes en fonction des mois	66
Figure 38 : Moyenne des diamètres des ovocytes par mois	67
Figure 39 : Evolution du RGS femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois	68
Figure 40 : Evolution du RHS femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois	68
Figure 41 : Evolution de l'indice K femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois.....	69
Figure 42 : Evolution du RGS en (a), RHS en (b) et le facteur de condition K en (c) et du nombre moyen des ovocytes en fonction des mois	70
Figure 43 : Evolution du nombre moyen des tubes séminifères au cours de l'année	71
Figure 44 : Evolution des diamètres moyens des tubes séminifères au cours de l'année	71
Figure 45 : Diamètres (µm) des tubes séminifères en fonction des stades de maturité entre novembre 2010 et septembre 2011.....	72
Figure 46 : Nombre des tubes séminifères en fonction des stades de maturité entre novembre 2010 et septembre 2011.....	73

Figure 47 : Courbe d'évolution du RGS en fonction du diamètre moyen en (a) et du nombre des tubes séminifères en (b) et des mois	73
Figure 48 : Courbe d'évolution du RHS en fonction du diamètre moyen en (a) et des tubes séminifères en (b) et des mois	74
Figure 49 : Courbe d'évolution du facteur K en fonction du diamètre moyen en (a) des tubes séminifères en (b) et des mois	75
Figure 50 : Stades de maturation des femelles par mois	75
Figure 51 : Stades de maturation des males par mois	76
Figure 52 : Coupes histologiques au niveau des ovaires <i>de H.molitrix</i> illustrant des ovocytes au stade I.....	77
Figure 53 : Coupes histologiques au niveau des ovaires <i>de H.molitrix</i> illustrant des ovocytes au stade II	78
Figure 54 : Coupe histologique au niveau des ovaires <i>de H.molitrix</i> illustrant des ovocytes au stade III.....	79
Figure 55 : Coupe histologique au niveau des ovaires <i>de H.molitrix</i> illustrant des ovocytes au stade IV	79
Figure 56 : Coupe histologique au niveau des ovaires <i>de H.molitrix</i> illustrant des ovocytes au stade V	80
Figure 57 : Coupe histologique au niveau des ovaires <i>de H.molitrix</i> illustrant des ovocytes au stade d'atrésie	81
Figure 58 : coupe histologique montrant une vue général du testicule de <i>H.molitrix</i> (a) ; lobules et lumière de lobules (b) et des cystes hors lobules en (c).....	82
Figure 59 : coupe histologique d'un testicule au stade I	83
Figure 60 : Coupe histologique d'un testicule au stade II	83
Figure 61 : Coupe histologique au niveau d'un testicule au stade III	84
Figure 62 : Coupe histologique au niveau d'un testis-ovo au stade I	86
Figure 63 : Fécondité absolue en fonction de la longueur totale en (a) et poids total (b) et du poids des gonades (c)	88

Liste des tableaux

Tableau 1 : Les premières introductions en Algérie	6
Tableau 2 : Opérations d'ensemencements réalisées entre 1986 et 1991	7
Tableau 3 : Ensemencements d'alevins de carpe argentée importées de Hongrie durant les mois de juin et juillet 2006.....	8
Tableau 4 : Opérations de reproduction artificielle réalisée par le CNRDPA	9
Tableau 5 : Nombres de spécimens de carpes argenté femelles et mâles, échantillonnés entre avril 2010 et septembre 2011	34
Tableau 6 : Doses d'hormones (CPE) appliquées dans la reproduction artificielle des carpes argentées du groupe 1	42
Tableau 7 : Doses d'hormones (HCG-CPE) appliquées dans la reproduction artificielle des carpes argentées du groupe 2.....	42
Tableau 8 : Caractéristiques Physico-chimique des eaux des bassins de stabulation durant la période d'expérimentation.....	89
Tableau 9 : Paramètres physiques de la laitance.....	90
Tableau 10 : Réponse des femelles à l'injection de l'extrait pituitaire de carpe CPE	90
Tableau 11 : Réponse des femelles à l'injection par une mixture HCG-CPE.....	91
Tableau 12 : Effet de CPE sur la reproduction de la carpe argentée <i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	92
Tableau 13 : Effet de HCG-CPE sur la reproduction de la carpe argentée <i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	92
Tableau 14 : Paramètres statistiques de diverses relations entre le poids corporel et le nombre total d'œufs de carpes argentées <i>H. molitrix</i> ovulés, injectées avec du CPE.....	93
Tableau 15 : Paramètres statistiques de diverses relations entre le poids corporel et le nombre total d'œufs de carpes argentées <i>H. molitrix</i> ovulés, injectées avec du HCG CPE... ..	93

Introduction générale	1
------------------------------------	----------

Chapitre I : revue bibliographique

1-Historique des opérations de peuplements ichtyologiques en Algérie.....	6
2-Description de la carpe argentée.....	9
2-1-Morphologie	9
2-2-Position systématique	10
2-3-Habitat	10
2-4-Origine de la carpe argentée	11
2-5-Reproduction	12
2-6-Ecologie	13
2-7-Régime alimentaire	13
2-8-Croissance.....	14
2-9-Intérêt aquacole de la carpe argentée.....	14
3- Développement des gonades chez les téléostéens.....	15
3-1-Ovogenèse	15
3-1-1-Les Phénomènes d'atrésie	18
4-Différents stades de développement ovocytaires chez les cyprinidés.....	19
5-Le testicule et la spermatogenèse	20
6-L'hypophyse, les hormones hypophysaires et les stéroïdes chez les téléostéens	22
6-1- L'Hypophyse	22
6- 2-Les hormones hypophysaires.....	24
6-2-1-La gonadotrophine releasing hormone (GnRH)	24
6-2-2 Les GTH de la glande pituitaire.....	25
6-2-3-Les stéroïdes régulant la gamétogenèse et la maturation	25
7- La reproduction chez les poissons vivant en captivité	27
8-Contrôle de la reproduction par manipulation hormonale.....	28

Chapitre II : Matériel et méthodes

1-Eude de la reproduction naturelle dans le milieu d'introduction	31
1-1-Milieu d'étude	31
1-1-1-Présentation du barrage d'Ighil Emda	31
1-1-2 Caractéristiques.....	31

1-1-3-Le bassin versant	32
1-1-4-Hydrologie.....	32
1-2- Echantillonnage.....	33
1-2-1- Pêche des poissons	33
1-2-2-Matériel biologique	33
1-2-3-Analyse des paramètres physiques	34
1-2-3-1-Température	34
1-2-3-2-Photopériode	34
1-3-Etude de la reproduction.....	34
1-3-1- Cycle annuel de développement des gonades	34
1-3-1-1- Observation macroscopique	35
1-3-1- 2-Détermination de la période de ponte	35
1-3-2- Etude histologique des gonades.....	36
1-3-2- 1-Techniques histologiques	36
1-3-2-2- Echelle microscopique de la maturité sexuelle	36
1-3-2-3- Variations du diamètre et du nombre d'ovocytes et le diamètre des noyaux	37
1-3-2-4- Variations du diamètre et du nombre de tubes séminifères.....	37
1-3-2-5- Fréquences mensuelles des différents stades de développement	37
1-3-2-6-Etude de l'évolution simultanée des paramètres microscopiques et macroscopiques des ovaires et des testicules	38
1-3-2-7-Etude de la fécondité	38
2- Etude de la reproduction artificielle en éclosion	39
2-1- Objectif	39
2-2- Eclosion de l'Ouricia	39
2-3-Etude des paramètres physicochimiques de l'eau de l'éclosion.....	39
2-4-Pêche des géniteurs	40
2-5-Transport des géniteurs.....	40
2-6- Sexage et Installation des géniteurs dans les bassins de stabulation	40
2-7-Estimation de la maturation des ovocytes	40
2-8- Traitement hormonal	41

2-8-1 Chez les femelles	41
2-8-2- chez des mâles	41
2-9-Préparation des hormones	42
2-9-1-Cas des granulés d'hypophyse.....	42
2-10-Anesthésie des géniteurs.....	42
2-11-Injection d'hormone	43
2-12-Le marquage.....	43
2-13-Le contrôle de la température.....	43
2-14-Récolte des gamètes	43
2-14-1 Récolte des gamètes femelles	43
2-14-2-Récolte des gamètes mâles	44
2-15-Fécondation	44
2-16-Incubation.....	44
2-17-Traitement de l'eau au formol.....	45
2-18-Le suivi embryonnaire.....	45
2-19-Estimation des paramètres physiques du sperme	45
2-19-1-La mobilité du sperme	45
2-19-2-Durée de la mobilité du sperme	46
2-19-3-Concentration spermatique.....	46
2-20- Estimation des résultats.....	46
Chapitre III : Résultats et discussions	
1-Etude de la reproduction en milieu naturel	48
1-1-Echelle macroscopique de la maturité sexuelle des gonades.....	48
1-1-1- Echelle macroscopique de la maturité sexuelle des gonades femelles	48
1-1-2- Echelle macroscopique de la maturité sexuelle des gonades mâles	49
1-2- Variation pondérale des gonades	50
1-2-1-Evolution du poids des ovaires en fonction des mois, des températures et de la photopériode.....	50
1-3-Evolution mensuelle du RGS femelle et mâle	53
1-4-Evolution mensuelle du RHS femelle et mâle	56
1-5-Evolution saisonnière du RGS et RHS femelle et mâle.....	57
1-6-Evolution du RGS et RHS femelle et mâle en fonction de la longueur totale	58
1-7-Evolution de l'indice K femelle et mâle en fonction des mois.....	59

1-8-Evolution de l'indice K femelle et mâle en fonction des saisons.....	61
1-9-Approche quantitative de l'ovogenèse.....	61
1-9-1-Diamètres des ovocytes et des noyaux de <i>H.molitrix</i> pendant la phase de maturation sexuelle à différent stades définis	61
1-9-1-1-Diamètres des ovocytes de <i>H.molitrix</i> pendant la phase de maturation sexuelle à différent stades définis	61
1-9-1-2-Diamètres des noyaux de <i>H.molitrix</i> pendant la phase de maturation sexuelle à différent stades définis	63
1-9-2-Diamètres des follicules ovariens par stade de développement en μm	63
1-9-3-Distribution des diamètres ovariens par mois	64
1-9-4-Evolution du RGS, du RHS, de l'indice K femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois	67
1-9-4-1- Evolution du RGS femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois.....	67
1-9-4-2- Evolution du RHS femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois.....	68
1-9-4-3- Evolution du K femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois.....	69
1-9-4-4-Evolution du RGS, du RHS, de l'indice K femelle et du nombre moyen des ovocytes en fonction des mois	69
1-10- Approche quantitative de la spermatogenèse	70
I-10- 1-Variation du nombre et des diamètres moyens des tubes séminifères au cours du cycle	70
1-10-1-1- Variation du nombre moyens des tubes séminifères au cours du cycle.....	70
1-10-1-2- Variation des diamètres moyens des tubes séminifères au cours du cycle.....	71
1-10-2- Evolution du diamètre et du nombre des tubes séminifères en fonction des stades de maturité au cours du cycle	72
1-10-3-Interaction entre les diamètres et le nombre des tubes séminifères et le RGS en fonction des mois	73
1-10-4-Interaction entre les diamètres et le nombre des tubes séminifères et le RHS en fonction des mois	74
1-10-5 Interaction entre les diamètres et le nombre des tubes séminifères et l'indice K en fonction des mois	74
1-11-Distribution mensuelle des stades de maturité femelles et mâles.....	75

1-12-Histologie des gonades	76
1-12-1-Organisation générale de l’ovaire	76
1-12-2-Organisation générale du testicule	81
1-12- 3 Cas d’un spécimen intersexué	86
1-12- 3- 1-Etude morphologique de l’appareil reproducteur	86
1-12-4-Etude de la fécondité.....	87
1-12-4-1 Fécondité absolue	87
1-12-4-2 Fécondité relative.....	88
2-Etude de la reproduction artificielle	89
2- 1-Caractéristiques physico-chimique des eaux des bassins de stabulation	89
2-2-Paramètres physiques du sperme récolté.....	90
2-3-Réponse des femelles à l’induction hormonale	90
2-4-Effets des hormones sur la réponse des géniteurs	91
2-5- Paramètres statistiques de diverses relations entre le poids corporel et le nombre total d'œufs ovulés des carpes argentées <i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	93
Conclusion	96
Références bibliographiques	99

Introduction générale

Dans le but de diversifier les ressources hydriques et piscicoles pour les populations locales, les carpes chinoises (La carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix*, la carpe à grande bouche (*Aristichthys nobilis*) et la carpe herbivore (*Ctenopharyngodon idella*) ont été introduites dans les barrages en Algérie dans les années 80 par introduction de géniteurs et par ensemencement d'alevins. La distribution naturelle de la carpe argentée s'étend du sud de Pearl River en Chine jusqu'au fleuve Amour au nord à la frontière russe). Les carpes de la famille des *Cyprinidae*, la famille de poisson d'eau douce la plus large dans le monde (Nelson 1994), ont longtemps été introduites au-delà de leur territoire d'origine, une pratique qui se poursuit (Kolar et al, 2005). Les causes des introductions de poissons exogènes sont multiples : l'aquaculture, la pêche commerciale, la pêche de loisir, l'aquariophilie et la gestion des milieux humides (Savini et al. 2010).

La carpe argentée a été pour longtemps une espèce d'élevage importante en Chine, après avoir réussi sa reproduction artificielle en 1950, la culture de la carpe argentée s'est extrêmement répandue dans la plupart des régions de Chine. Elle a été introduite dans la province du Yunan entre 1958 et 1965, actuellement elle envahit tous les lacs et les rivières de la région causant le déclin des autres cyprinidés filtreurs (Yang, 1996).

D'après Kolar et al., (2007), la carpe argentée se retrouve dans 94 pays et territoires et elle s'est établie dans 29 pays. Elle se retrouve dans les rivières eurasiennes suivantes : le Danube, la rivière d'Amu Darya, l'Ural, la Volga, les fleuves : Terek, Don et Deniester.

La première introduction de la carpe argentée à des fins d'aquaculture, était de la Chine vers Taiwan durant le 18^{ème} siècle (Froese and Pauly 2004), mais la majeure partie des introductions se sont déroulées entre 1960 et 1970 (41 introductions). Trente introductions dans d'autres pays ou territoires se sont déroulées entre 1980 et 1990 (Kolar et al., 2005). En 1971, la fuite de 47 carpes argentées dans la région de l'Himalaya en Inde après inondation d'une ferme a eu pour conséquence l'établissement de la carpe argentée dans le réservoir de Gobinddsagar (Sehgal 1989). L'établissement de la carpe argentée dans le bassin caspien est également dû à la fuite des carpes des étangs d'élevage (Abdusamadov, 1987), son établissement dans la syrdar'ya river est dû à la fuite de ces espèces d'une entreprise industrielle expérimentale de pêche en Ouzbékistan et depuis, elle s'est propagée à travers le bassin (Kamilov et Salikhov 1996). Elle se reproduit naturellement dans la syrdar'ya river depuis 1977 (Verigin et al. 1978).

La carpe argentée a été également introduite à travers le monde pour des raisons variées, elle a été stockée dans des plans d'eau pour augmenter la production des poissons par remplissage avec des planctophages (Salikhov and Kamilov 1995), elle a été également stockée dans les

réservoirs, les lacs et les étangs pour contrôler le phytoplancton et les macrophytes et améliorer ainsi la qualité de l'eau (Kolar et al. 2005). Aux Etats unis d'Amérique, la carpe argentée a été introduite intentionnellement entre 1971 et 1973, les raisons citées sont : le contrôle du plancton, la pêche et l'aquaculture (Kolar et al, 2007). La carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*), a rapidement envahi le réseau fluvial du Mississippi après s'être échappée d'installations d'aquaculture en Louisiane et en Arkansas et s'est propagée dans les Grands Lacs (Warren et al.2013). Elle se retrouve actuellement dans plusieurs états à travers le fleuve Mississippi incluant plusieurs affluents tels que le Missouri, l'Ohio et l'Illinois river (Cudmore et Mandrak, 2011). En Afrique, la première introduction de la carpe argentée, s'est passée en Egypte à partir du Japon en 1962 pour des raisons expérimentales (Froese, 2012), par la suite en Ethiopie en 1975 pour peupler les barrages, elle est devenue une espèce importante de l'aquaculture.

Les introductions en général en Algérie, ont commencé durant les années 80. En 1985, ont eu lieu les introductions des carpes dites chinoises (carpe argentée, carpe herbivore et carpe à grande bouche) et les carpes communes (carpe royale). Entre 1985 et 1986, ont eu lieu les introductions d'environ 3.500.000 alevins de carpe argentée. Entre 1986 et 1991 a eu lieu une deuxième opération de peuplement et repeuplement par 5.607 600 alevins. Entre juin et juillet 2006 une importante opération d'ensemencement des barrages à travers le territoire national par des alevins ramenés de Hongrie a été réalisée par le Ministère de la pêche et des ressources halieutiques. Cette opération s'est soldée par le lâché de quelques 5. 920. 000 larves et 3. 587. 000 alevins (CNRDPA, 2006). Dans le cadre de la valorisation des plans d'eau continentaux, le CNRDPA de sa part a effectué durant les années 2010-2019 des opérations de reproduction artificielle afin d'ensemencer les plans d'eau (barrages, retenues collinaires et lacs) et les bassins d'irrigation agricoles. Ces opérations ont permis de produire des millions de larves.

Actuellement, cette espèce est répertoriée en Asie, au Moyen Orient, en Europe, en Amérique du Nord, en Amérique du Sud, en Australie et en Afrique. Pour qu'une espèce puisse s'établir dans un milieu où elle a été introduite, il faut que l'ensemble de son cycle de vie se réalise dans ce nouvel environnement. En effet, pour se reproduire en milieu naturel, la carpe argentée exige en priorité de grands fleuves avec un fort courant (ca. 1 m/s) qui présentent des variations importantes et rapides du niveau de l'eau (1 à 2 m) et des températures optimales comprises entre 20 et 25°C en été (Krykhtin et Gorbach, 1982 ; Billard, 1997 ; Kottelat et Freyhoff, 2007). Elle exige également des changements rapides du niveau de l'eau d'au moins 1 m, des eaux courantes avec une vitesse minimale de 0,8 m/s et un débit moyen d'environ 400 m³/s qui sont des stimuli environnementaux essentiels pour la reproduction naturelle, incluant le comportement reproducteur, la ponte et le développement des œufs (Pípalová, 2006).

Plusieurs études décrivant des aspects variés de la biologie de la reproduction de la carpe

argentée ont été réalisées dans son environnement naturel comme en ex URSS (Makeyeva, 1963; Nuriyev, 1969; Emel'yanova and *al.*, 1980; Gorbach and Krykhtin , 1980; Gorbach and Krykhtin, 1981; Burlakov and Khapchayeva, 1983, Bagrov and Chertikhin, 1985; Burlakov , 1985 ; Burlakov and *al.*, 1987; Burlakov, 1995; Kamilov and Salikhov, 1996). Plusieurs études sur la reproduction de la carpe argentée se sont intéressées à la reproduction artificielle en Europe de l'Est, au Sud-Est Asiatique et en Afrique, citant par exemple : Yun, 1960 ; Schoonbee and *al.*, 1978; Brandt and Schoonbee, 1980 ; Schoonbee and Prinslo, 1984 ; Brzuska and Adamek, 1987; Naeem and *al.*, 2005; El Gamal, 2006; Varghese and *al.*, 2009; Sirbu and *al.*, 2009; Akar, 2012; Ashraf and Akar, 2013).

Il est établi, que la reproduction de la carpe argentée en dehors de son aire de distribution naturelle est difficile, elle se reproduit uniquement dans des écosystèmes comparables au sien. Stott et Cross, 1973 ; Dabbadie ,1994; Domaizon et Devaux, 1999 ; Verigin et *al.* 1999 ; Pipalova, 2006) ont noté que la reproduction naturelle de la carpe argentée est limitée à plusieurs sites : River Tone au Japan, le réservoir de Ah Kung Tian à Taiwan, Amu-Darya River au Turkmenistan et Pelvis Kuban dans le Caucase. Plus récemment, la reproduction naturelle a été également rapportée dans le canal de Kara Kum dans la rivière Murghab, dans la rivière du Turkmenistan et la rivière Syr Darya en Uzbekistan (Krykhtin and Gorbach, 1981; Shireman and Smith, 1983; Verigin and *al.*, 1999), dans le fleuve Mississipi (Herborg and *al.*, 2007; Degrandchamp and *al.*, 2007), dans le fleuve Missouri (Schrack and Guy, 2002), le Danube (Jankovic, 1998) et Terek dans le Caucase (Abdusamadov, 1986). Le principal producteur de carpe argentée provenant de l'aquaculture est la Chine. L'Inde et le Bangladesh, sont aussi des producteurs majeurs de cette espèce. Des quantités significatives de carpes argentées sont aussi produites en Iran, en Russie et à Cuba. L'aquaculture de la carpe argentée a connu une expansion régulière au cours de la dernière décennie en s'élevant de 1,9 million tonnes en 1993 à 4,1 millions tonnes en 2003 pour atteindre 5.3 millions de tonnes en 2016 (FAO, 2017). Cette production continue à augmenter puisque les coûts de production sont plus faibles que ceux de la majorité des espèces d'élevage, il n'y a aucun besoin de fournir de l'aliment formulé supplémentaire, et la plupart des personnes peuvent se permettre de la consommer régulièrement (FAO, 2017).

Les premiers bons résultats obtenus dans l'induction de la ponte de la carpe argentée ont été réalisés en 1958 en Chine (Alikunhi et *al.*, 1963) grâce à l'utilisation des glandes pituitaires. L'introduction dans le monde des carpes chinoises et particulièrement la carpe argentée a été rendue possible par le contrôle de la reproduction. La méthode de monitoring de cette reproduction a été développée en URSS et au Japon en 1961. Pendant les années 60, des expériences ont été élaborées en Hongrie et en Bulgarie. En Pologne le frai de la carpe argentée a

été caractérisée pour la première fois dans les eaux chauffées des stations électriques en 1971. En 1973, est synthétisé le LH-RH (Luteinizing hormone releasing hormone) décapeptide, qui a été suivi par plusieurs études et essais pratiques cliniques pour déterminer son effet sur la reproduction animale. Il a été efficace sur l'induction de la fraie, mais il fallait une dose assez importante. Par la suite, il a été synthétisé un analogue de LH-RH ethylamide qui a montré qu'il était meilleur dans la sécrétion d'hormone que le décapeptide LH-RH. Il est également fortement efficace dans l'induction de l'ovulation chez beaucoup d'espèces de poissons, mais il a été observé que la dopamine agit comme un facteur inhibiteur de la synthèse de la gonadotrophine quand LH-RH est utilisé seul sans être associé à la glande pituitaire. L'échec de l'ovulation indiquait clairement que la dopamine bloque l'action de LH-RH dans la sécrétion de la gonadotrophine. Le blocage de l'action de la dopamine par certains antagonistes tels que la Pimozide, renforçait l'action de LH-RH dans le succès de la fraie. Le LH-RH du saumon a été fortement efficace et a été utilisé dans la fabrication de L'OVAPRIM qui contient donc l'analogue gonadotrope du saumon LH-RH et la dopamine antagoniste. D'autres hormones sont également utilisées comme la FSH (follicle stimulating hormone) et la LH (Luteinizing hormone).

Les études sur la biologie de la reproduction de cette espèce sont peu nombreuses notamment en milieu sauvage, les études qui ont été réalisées sont en majorité en relation avec l'induction de la ponte par différents protocoles en utilisant des hormones différentes ou des combinaisons d'hormones, toutes ces études sont concentrées en Europe de l'Est spécialement la Hongrie, ainsi qu'un grand nombre de pays asiatiques à savoir l'Inde, le Pakistan, l'Iran et la Turquie. En Algérie, plusieurs essais de reproduction artificielle ont été tentés par les chercheurs du CNRDPA ainsi que les enseignants chercheurs universitaires, mais peu d'études scientifiques sur la physiologie de la reproduction de cette espèce sont disponibles, notamment en relation avec l'effet des conditions environnementales auxquelles est soumise la carpe argentée dans nos barrages. Ainsi, le but de ce travail est de comprendre la reproduction de la carpe argentée en considérant deux volets complémentaires, le premier étant l'étude de la reproduction dans le milieu sauvage avec l'objectif ultime de comprendre les facteurs limitants d'une reproduction naturelle, et le deuxième volet étant de rapporter les résultats de la reproduction artificielle par l'usage des protocoles retenus.

REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

1-Historique des opérations de peuplements ichthyologiques en Algérie

Les introductions en Algérie (Tableau 1) ont commencé durant la période coloniale par l'introduction de la truite arc en ciel dans les barrages de Ghrib et oued El fodha en 1937, et le Tilapia du Mozambique dans le barrage de Saida en 1947. Durant les années 80 exactement en 1985, ont eu lieu les introductions des carpes dites chinoises (carpe argentée, carpe herbivore et carpe à grande bouche) et les carpes communes (carpe royale) ainsi que le Sandre et le Black bass.

Tableau 1 : Les premières introductions en Algérie

Nom de l'espèce	Lieu de peuplement	année	wilaya	Quantité d'alevins
Truite arc -en -ciel	Barrage Ghrib	1937	Medea-Chellif	11500
Salmo gairdneri	Oued El fodha			51000
Tilapia mozambica	Barrage de Saida	1947	Saida	
Black bass	Barrage de Tlemcen	1985	Tlemcen	
Poisson chat	Barrage de Bechar	1985	Bechar	30 Géniteurs
Carpe royale	Lac Oubeira	1985	El tarf	2.000.000
Carpe argentée				1.500.000
Carpe à grande				200000
bouche				1.405.000
Carpe herbivore				1.000.000
sandre				
Carpe royale	Barrage de cheffia	1985	El tarf	1.800.000
sandre	Barrage de zardezas	1985	Skikda	1.500.000
Carpe royale	Barrage de Ain zada	1985	BBA	50.000
Carpe herbivore				450.000
Carpe à grande				100.000
bouche				
Carpe argentée Carpe à grande bouche Carpe herbivore	Retenue collinaire Ouricia	1985	Sétif	
Carpe argentée	Retenue collinaire Lemhari	1985	Sétif	180.000
Carpe à grande				180.000
bouche				180.000
Carpe herbivore				
sandre Black bass Carpe royale	Retenue collinaire Naceria	1985	Boumerdes	30 Géniteurs
Carpe royale	Retenue cap Djinet	1985	Boumerdes	2.300.000
Carpe herbivore				1.000.000
sandre				1.500.000
Carpe royale	Retenue collinaire El amel	1985	Relizane	300.000
Carpe argentée	Oued Rhiau			50.000
Carpe à grande				4.000.000
bouche				
Carpe royale	Barrage Ben aouda	1985	Relizane	500.000
Carpe argentée				100.000
Carpe à grande				150.000
bouche				

Entre 1986 et 1991 ont eu lieu d'autres opérations de peuplement repeuplement par les espèces suivantes (Tableau 2).

Tableau 2 : Opérations d'ensemencements réalisées entre 1986 et 1991.

Nom commun de l'espèce	Site	Année	Wilaya	Quantité d'alevins
Carpe royale	Barrage foun El Gheiss	1986	Khenchla	600.000
Carpe à grande bouche				1.550.000
Carpe argentée				1.550.000
Carpe royale	Retenue collinaire Ain Arnat	1986	Sétif	70.000
Carpe à grande bouche				270.000
Carpe argentée				360.000
Sandre	Retenue collinaire Draâ el mizan	1986	Tizi ousou	
Sandre	Retenue collinaire Sidi daoud		Boumerdes	500.000
Carpe royale	Retenue collinaire El amel (Oued Rhiou	1986	Relizane	25.000
Carpe argentée	Lac Oubeira	1991	El Tarf	1.198.400
Carpe à grande bouche				504.000
Carpe argentée	Barrage de Guenitra	1991	Skikda	640.000
Carpe à grande bouche				220.500
Carpe argentée	Barrage de Guargar	1991	Relizane	789.600
Carpe à grande bouche				576.800
Carpe argentée	retenue collinaire El Amel	1991	Relizane	999.600
Carpe à grande bouche				674.000
Carpe argentée	Barrage Ben aouda	1991	Relizane	70.000
Carpe à grande bouche				280.000

Le MPRH (Ministère de la pêche et des ressources halieutiques), durant les années 2000 a tracé un programme de peuplements et repeuplements (Tableau 3) en alevins des deux espèces de carpes chinoise (carpe argentée : *Hypophthalmichthys molitrix* et carpe à grande bouche : *Aristichtix nobilis*) importés de TEHAG (Hongrie). Cette opération d'ensemencement a touché les plans d'eau de plusieurs wilayas à travers le territoire national.

Tableau 3 : Ensemencements d'alevins de carpe argentée importées de Hongrie durant les mois de juin et juillet 2006

Destinations	Sites	Espèces	Quantités	Dates
Tipaza	Barrage Boukerdane	Larves de carpe argentée	120 000	15/06/06
		Larves de carpe argentée	1 000 000	
Sétif	Barrage El K'sob	Larves de carpe argentée	1 500 000	15/06/06
	Exploitations agricoles	Larves de carpe argentée	300 000	
	Retenue collinaire	Alevins de carpe argentée	100 000	22/06/06
	Barrage Kodiat Lemdaouar Batna	Alevins de carpe argentée	120 000	
	R.C Oued Tagga	Alevins de carpe argentée	10 000	
	R.C Ain Touta	Alevins de carpe argentée	10 000	
	R.C Segana	Alevins de carpe argentée	10 000	
	Barrage Ain Zada (B.B. Arreridj)	Alevins de carpe argentée	250 000	13/07/06
Chlef	Barrage Sidi Yakoub	Larves de carpe argentée	1 500 000	15/06/06
Relizane	Barrage Gargar	Larves de carpe argentée	1 000 000	15/06/06
	Barrage Merdjet El Amel	Larves de carpe argentée	500 000	
	Barrage M'hamed Ben Aouda	Alevins de carpe argentée	200 000	20/07/06
	Barrage Bakhada (Tiaret)	Alevins de carpe argentée	70 000	27/07/06
	Barrage Ouizert (Mascara)	Alevins de carpe argentée	50 000	
Guelma	Barrage Hammam Debagh	Alevins de carpe argentée	200 000	22/06/06
	Barrage Babar (Khenchla)	Alevins de carpe argentée	100 000	06/07/06
	Barrage Ain Dalia (Souk Ahras)	Alevins de carpe argentée	150 000	13/07/06
Bejaia	Barrage Ighil Emda	Alevins de carpe argentée	200 000	22/06/06
Tlemcen	Barrage Sidi Abdeli	Alevins de carpe argentée	95 000	29/06/06
Sidi Bel Abbas	Barrage Sarno	Alevins de carpe argentée	19 000	29/06/06
	R.C Sidi Mhamed Ben Ali	Alevins de carpe argentée	54 000	
	Exploitation privée- Ain Skhouna	Alevins de carpe argentée	52 000	
Bechar	Barrage Djorf Torba	Alevins de carpe argentée	138 000	29/06/06
	Barrage Brezina (El Bayadh)	Alevins de carpe argentée	228 000	
Ain Temouchent	Retenue collinaire Ouled Kihel	Alevins de carpe argentée	51 000	29/06/06
Skikda	Barrage Guenitra	Alevins de carpe argentée	150 000	06/07/06
	Barrage Beni Zid	Alevins de carpe argentée	100 000	13/07/06
Jijel	Beni Haroun (Mila)	Alevins de carpe argentée	70 000	06/07/06
	Barrage Agram	Alevins de carpe argentée	100 000	
El Tarf	Barrage Cheffia	Alevins de carpe argentée	200 000	06/07/06
Tizi Ouzou	Barrage Lakhal (Bouira)	Alevins de carpe argentée	100 000	13/07/06
	Barrage Taksebt	Alevins de carpe argentée	200 000	20/07/06
Ain Defla	Barrage Ghrib	Alevins de carpe argentée	100 000	20/07/06
	Barrage Bougara	Alevins de carpe argentée	100 000	
	Barrage Harreza	Alevins de carpe argentée	70 000	27/07/06
Mostaganem	Retenue collinaire	Alevins de carpe argentée	70 000	27/07/06
Ouargla	Barrage Foum El Gharza (Biskra)	Alevins de carpe argentée	50 000	27/07/06
	Barrage Fantenne Gazelle (Biskra)	Alevins de carpe argentée	70 000	
	Lac Timacine (Ouargla)	Alevins de carpe argentée	50 000	
Boumerdes	R.C Cap Djinet	Alevins de carpe argentée	50 000	27/07/06
Total			Larves : 5 920 000 Alevins : 3 587 000	

Dans le cadre de la valorisation des plans d'eau continentaux, le CNRDPA de sa part a effectué durant les années 2010-2018 des opérations de reproduction artificielles afin d'ensemencer les plans d'eau (barrages, retenues collinaires et lacs), les bassins d'irrigation agricoles et les bassins d'élevage des fermes aquacoles par ces espèces

Tableau 4 : Opérations de reproduction artificielle réalisée par le CNRDPA)

	2010	2011	2012	2013	2014	2015
Carpe argentée	260.000	10000	/	2.850.000	5.530.000	6.800.000
Carpe à grande bouche	1.140.000	6.100.000	4.200.000	1.850.000		2.200.000
TOTAL	1.400.000	6.110.000	4.200.000	4.700.000	5.530.000	9.000.000

2-Description de la carpe argentée

2-1-Morphologie

La carpe argentée (Fig. 1), possède un corps allongé et comprimé latéralement, recouvert de très nombreuses petites écailles avec un abdomen bien développé, la tête est large et pointue. La coloration des adultes est généralement gris noir dans le dos. Sa bouche est dite supère (mâchoire inférieure proéminente, type brochet), La mâchoire inférieure possède un petit tubercule, et la mâchoire supérieure est légèrement entaillé, elle n'a pas de barbillons, ses écailles sont très petites, cycloïdes et argentée (Kolar, 2005). Les Nageoires sont foncées et sans véritables épines ; La nageoire dorsale a généralement trois rayons non ramifiés et sept rayons ramifiés ; la nageoire anale possède deux ou trois rayons nonramifié et 11-15 rayons ramifiés. Les branchies de la carpe argentée sont uniques et constituent un appareil de filtration hautement spécialisé. Les Branchiospines forment deux rangées distinctes sur chaque arc branchial, formant une cavité en forme de V entre eux (Yokote 1956). Les Branchies sont extrêmement minces. La ligne latérale est complète et nettement infléchie dans sa partie antérieure.

Le dos est sombre, avec des flancs et un ventre argenté. Les nageoires pectorales sont placées très bas sur l'animal et sont longues. Les nageoires pelviennes sont implantées en position abdominales, juste en avant de la dorsale. La nageoire dorsale est très courte et haute, alors que la nageoire anale est longue avec un bord libre concave. Le pédoncule caudal est étroit et porte une large nageoire caudale fourchue. La tête est dépourvue d'écailles. L'œil est assez petit et situé sous la ligne médiane du corps. Il semble possible de distinguer les mâles des femelles en se basant sur des petites structures qui se développent uniquement sur les premiers rayons des nageoires pectorales des mâles et qui sont présentes tout au long de la vie (Naca, 1989 ; Teletchea et *al.*, 2007).

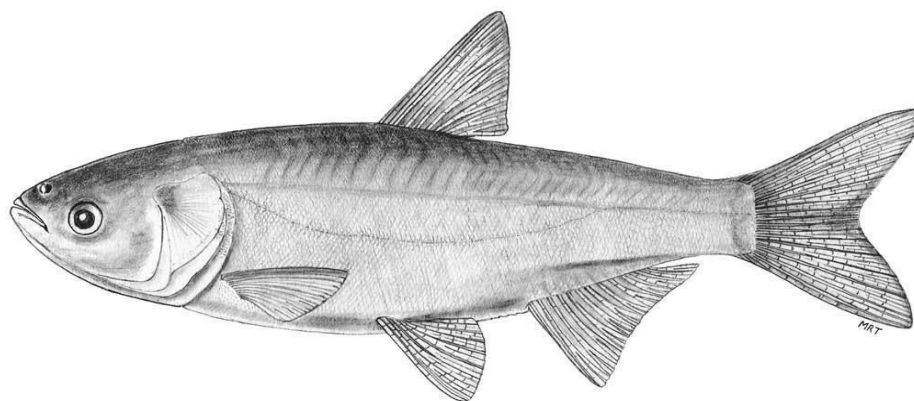


Figure : 1 Morphologie de la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix* (catalogue n° 23044 de l'université de Southern Illinois).

2-2-Position systématique

Embranchement : Chordata

Sous embranchement : Vertebrata

Classe : Actinopterygii

Sous classe : Neopterygii

Infra-classe : Teleostei

Super ordre : Ostariophysi

Ordre : Cypriniformes

Super famille : Cyprinoidae

Famille : Cyprinidae

Genre : Hypophthalmichthys

La carpe argentée a été décrite à l'origine comme *Leuciscus molitrix* Valenciennes 1844 in Cuvier and Valenciennes 1844 (Eschmeyer, 2003).

2-3-Habitat

La carpe argentée fréquente naturellement les eaux calmes et tièdes (Bruslé et Quignard, 2001) des rivières, lacs, étangs et réservoirs (Kolar et *al.*, 2005). Elle a aussi été très souvent introduite dans des étangs, lacs, ou canaux où elle se développe bien (Kolar et *al.*, 2005). Elle est peu exigeante en oxygène dissous (Bruslé et Quignard, 2001), ainsi elle peut supporter des taux d'oxygène voisins de zéro pendant de courtes périodes (Domaizon et Devaux, 1999). Elle peut vivre dans des eaux saumâtres, 5-12‰ selon le stade de développement (Kolar et *al.*, 2005). Dans son aire de répartition d'origine, elle fréquente pendant la période de nourrissage les eaux

peu profondes (0,5 – 1,0 m de profondeur) et chaudes ($> 21^{\circ}\text{C}$), les eaux calmes des fleuves, des lacs et les zones inondées avec des courants faibles (Kolar et al., 2005 ; MPO, 2005 ; Kottelat et Freyhof, 2007). Elle préfère les zones ouvertes et bien eutrophiées et occupe les zones supérieures et moyennes dans la colonne d'eau (Kolar et al., 2005), nageant le plus souvent juste en dessous de la surface (FAO 2009-2011b). Lorsqu'elle est stressée, elle peut faire des bonds très impressionnants hors de l'eau et parfois sérieusement blesser les plaisanciers. La carpe argentée est capable de vivre dans des températures allant de 16 à 40°C , avec un optimum situé aux alentours de $26-30^{\circ}\text{C}$ (Kolar et al., 2005). La limite de température létale supérieure pour des larves âgées de 3 à 28 jours est de $43,5-46,5^{\circ}\text{C}$ (Kolar et al., 2005). Elle est aussi capable de résister à des températures proches de 0°C (Kolar et al., 2005).

2-4-Origine de la carpe argentée

Selon Kamilov et Komrakova (1999) la carpe argentée est endémique des grands fleuves de l'Asie méridionale, de la Chine, de la Russie et de l'Extrême-Orient. D'autres stipulent que la carpe argentée est originaire des grands lacs et rivières de la Chine, le nord du Vietnam, et la Sibérie allant de 21°N à 54° de latitude nord (Laird et Page, 1996 ; Xie et Chen 2001 ; Froese et Pauly 2004). La présence de cette espèce au nord Vietnam est probablement dû à l'introduction de populations. Le fleuve Amour est la limite nord de la répartition de la carpe argentée (Konradt 1965). Quand leur propagation artificielle fut mise au point, elle fut introduite progressivement en Europe orientale et centrale, leurs succès dans les élevages israéliens (Mires, 1980 ; Leventer, 1981) a conduit à son introduction en Europe occidentale, en Afrique et en Amérique (fig. 2) pour les besoins alimentaires et dans les stratégies de gestion des eaux tempérées.



Figure 2 : Carte de répartition de la carpe argentée dans le monde (réalisée d'après Kolar et al., 2005 ; www.fishbase.org)

2-5-Reproduction

La maturité sexuelle est acquise à des âges compris entre 2 et 6 ans, le plus souvent entre 4 et 5 ans (Abdusamadov, 1986 ; Kolar et *al.*, 2005). Le Mâle de la carpe argentée atteint sa maturité sexuelle à 2 ou 3 ans dans les régions subtropicales et tropicale et 4 à 6 ans dans les régions tempérées (Alikunhi and Sukumaran, 1964 ; Kuronuma, 1968 Bardach et *al.*, 1972 ; Abdusamadov, 1987). Généralement les mâles atteignent leur maturité une année avant les femelles (Abdusamadov, 1987 ; Opuszynski ; Shireman, 1995). La fécondité est généralement élevée et diffèrent d'une région à l'autre selon la taille et l'âge. Une carpe argentée d'assez grande taille tend à avoir plus d'ovules et un ovaire d'une grande masse (Verigin et *al.*, 1990). La fécondité se situe entre 265 .000 à 2.000.000 ovules par poisson (Abdusamadov, 1987 ; Vinogradov et *al.*, 1966; Kamilov et Komrakova, 1999). La fécondité absolue de la carpe argentée est élevée et peut atteindre plus de 5 millions d'ovules pour certaines femelles (Kolar et *al.*, 2005). Les femelles introduites dans la région du Terek ont en Moyenne 812,000 œufs (Abdusamadov, 1986). La maturité de la carpe argentée est fonction de la température, nécessitant 1000 degrés-jours à 15°C et 500 degrés-jours à 30°C (Kolar et *al.* 2005).

La période de migration vers les zones de ponte est relativement constante entre les diverses zones géographiques : de fin mai à début juillet pour la région du Terek dans le bassin de la mer Caspienne, de mi-mai à mi-juin en Arkansas, de juin à début d'août dans le fleuve Amour (Kolar et *al.*, 2005). La saison de reproduction a lieu à la fin du printemps ou au début de l'été lorsque

la température de l'eau est comprise entre 18-19°C et 22-26°C (Kolar et *al.*, 2005). Lorsque la température de l'eau diminue en dessous de 17°C, la ponte cesse et les œufs déjà pondus commencent à mourir (Krykhtin et Gorbach, 1982). La carpe argentée se reproduit souvent après une augmentation brutale du niveau de l'eau (Krykhtin et Gorbach, 1982). La ponte a lieu dans des zones où le courant est suffisamment fort (0,3 à 3,0 m/s) pour maintenir les œufs dans la colonne d'eau (Krykhtin et Gorbach, 1982 ; Kolar et *al.* 2005). Les œufs et les larves sont semi-pélagiques et dérivent avec le courant, (parfois jusqu'à 500 km en aval des zones de ponte (Kolar et *al.* 2005). Il semblerait qu'une longueur minimale de 100 km soit nécessaire pour le développement des œufs et des larves. Des grands lacs connectés à des fleuves servent de zones de nourricerie (Kolar et *al.*, 2005).

2-6-Ecologie

La carpe argentée est un gros poisson qui peut atteindre une longueur maximale de 1,3mètre et un poids de plus de 35 kg (Li et Mathias, 1994 ; Xie Ping, 2003). C'est une espèce qui vit relativement longtemps, elle peut atteindre un âge de 20 ans (Berg, 1964). Dans son aire de répartition naturelle, la carpe argentée se reproduit dans les grandes rivières (Berg , 1964; Abdusmadow , 1987; Fuller et autres , 1999; Xie Ping , 2003). La carpe argentée est un poisson actif qui nage généralement dans la couche d'eau supérieure. Perturbés, les individus parfois sautent hors de l'eau. La consommation d'oxygène (par gramme de masse corporelle) augmente avec l'augmentation de la température de l'eau et diminue avec l'âge du poisson et de sa masse (Chen et Shih , 1955 ; Wozniowski et Opuszynski , 1988). Les larves de 21 jours tolèrent des conditions d'oxygène faible de l'ordre de 0 .5 mg / L (Wozniowski et Opuszynski , 1988). Rai (2000) a signalé une croissance à un pH de 7.1 à 9.7. Liang et Wang(1993) ont signalé que le pH maximal pour la culture était de 9.24. L'éclosion des œufs est retardée en dessous d'un pH de 6.5 et augmente aussi la mortalité des larves. Des déformations sont produites à un pH de 6.0 (Li et Zhang, 1992). Cependant, la sensibilité à un faible pH diminue avec l'âge (Li et Zhang, 1992). Vovk (1979) a rapporté une tolérance de température de 0-40 ° C.

2-7-Régime alimentaire

La carpe argentée se nourrit uniquement de phytoplancton jusqu'à une taille de 1,5 mm environ (Kottelat et Freyhof, 2007). Ensuite, elle filtre l'eau et se nourrit de phytoplancton diatomées, dinoflagellés), de cyanobactéries (*Oscillatoria*, *Aphanizomenon*, *Microcystis*...) et de zooplancton (rotifères, petits crustacés, cladocères) (Billard, 1997 ; Bruslé et Quignard, (2001; MPO, 2005 ; FAO 2009-2011b). Les algues semblent très peu digérées par ce poisson, même si

plusieurs espèces de cyanobactéries seraient bien assimilées (Domaizon et Devaux, 1999). Divers éléments de détritus sont aussi ingérés (Bruslé et Quignard, 2001 ; Kolar et al., 2005 ; FAO 2009-2011b). La taille des particules pouvant être ingérées par la carpe argentée peuvent dans certains cas être aussi petite de 3-10 mm, même si la taille de 10 mm semble le plus souvent la taille limite supérieure (Kolar et al., 2005).

La carpe argentée est un filtreur, les proies sont capturées par suctions buccales (Domaizon et Devaux, 1999). Ainsi, la carpe argentée est un prédateur passif de zooplancton et un brouteur passif de phytoplancton (Domaizon et Devaux, 1999). La carpe argentée peut consommer jusqu'à 140% de son poids par jour au stade larvaire, 30% lorsqu'elle fait 63 mg et remonter jusqu'à 63% pour des individus de 70-166 mg (Kolar et al. 2005). Les carpes argentées de plus grandes tailles consomment en général environ 20% de leur poids par jour (Kolar et al., 2005). En élevage, il n'est en général pas nécessaire de fournir de l'aliment formulé (FAO, 2009-2011b). L'alimentation de la carpe argentée diminue fortement lorsque la température de l'eau est <15°C et cesse presque complètement lorsqu'elle est < 8-10°C (Kolar et al., 2005).

2-8-Croissance

La carpe argentée mesure de 40 à 60 cm et peut dépasser 1 m (Billard, 1997 ; Bruslé et Quignard, 2001 ; Kottelat et Freyhof, 2007). La carpe argentée peut atteindre 40 kg (Billard, 1997 ; MPO, 2005), voir 50 kg (Kottelat et Freyhof, 2007), mais atteint plus généralement 10 Kg en Europe (Barbier, 2001a). Certains individus peuvent atteindre 1,3 m (Xie Ping, 2003) et un poids supérieur à 35 kg (Li and Mathias, 1994). Elle peut vivre jusqu'à 20 ans (Kolar et al. 2005). Les températures optimales pour la croissance des carpes argentées sont comprises entre 20-28°C (Bruslé et Quignard, 2001) et 24-31°C, voire 30-34°C selon les auteurs (Kolar et al. 2005).

2-9-Intérêt aquacole de la carpe argentée

La culture de la carpe argentée a connu une expansion régulière, *Hypophthalmichthys molitrix* est généralement cultivée et consommée localement vivante ou fraîche dans la plupart des pays producteurs et sa production continue à augmenter pour les raisons suivantes :

Les carpes chinoises montrent une très bonne performance de croissance, une bonne qualité de chair et cela uniquement à partir d'une alimentation planctophage, utilisant les ressources alimentaires naturelles et renouvelables.

Les coûts de production sont plus faibles que ceux de la majorité des espèces d'élevage puisqu'il n'y a pas un besoin de fournir de l'aliment formulé supplémentaire, et la plupart des personnes peuvent se permettre de le consommer régulièrement.

Ces espèces sont plus adaptées à la production de masse en éclosérie en raison de leurs caractéristiques de reproduction, à savoir une taille et un âge supérieurs au stade de la maturation sexuelle.

Elle est herbivore et se situe en bas de la chaîne alimentaire, la nourriture et les engrais sont par conséquent disponibles et à bas coût.

Elle peut être élevée en polyculture avec d'autres espèces, grâce à son habitat spécifique.

Les juvéniles sont facilement disponibles grâce à la reproduction artificielle, sans compter sur les ressources naturelles.

La gestion de la production est plus simple et la période d'élevage est plus courte que chez les autres espèces de carpe.

3- Développement des gonades chez les téléostéens

3-1-Ovogenèse

L'ovogenèse (Fig. 3) est la transformation de l'ovogonie en ovocyte (Selman et Wallace, 1989). Ce processus regroupe toutes les transformations subies par la cellule germinale primordiale pour devenir un ovocyte prêt à être fécondé, avec son vitellus, son enveloppe primaire et ses granules corticaux (Mellinger, 2002). L'ovogenèse décrit le processus fonctionnel et morphologique par lequel l'ovogonie se transforme en œufs fertilisables (Grier et al., 2009). L'ovogonie prolifère entre en méiose, devient un ovocyte et se termine par l'ovulation d'œufs capables d'être fertilisés. (Lubzens et al., 2010). L'ovogenèse se produit durant quatre périodes de développement des cellules germinales : mitose active, méiose active, méiose arrêtée et une seconde période de méiose active (maturation ovocytaire) (Grier et al. 2009). D'une façon générale, l'ovogenèse chez les poissons téléostéens se divise en six étapes principales qui aboutissent à la formation d'ovocytes matures prêts à être expulsés et fécondés ((Migaud, 2002). Durant la première phase qui est la croissance primaire de l'ovocyte, les ovogonies se multiplient par divisions mitotiques et deviennent des ovocytes primaires ou protoplasmiques (Rodhy (2014). Ces ovocytes possèdent un noyau central, une mince couche de cytoplasme et sont entourés par des cellules somatiques, qui donneront par la suite les enveloppes folliculaires (Wallace et Selman, 1981). Les ovogonies, issues des cellules germinales primordiales ou gonocytes, pendant l'embryogenèse, prolifèrent par mitoses (Nagahama, 1983). Ces ovogonies sont regroupés en nids (Selman et Wallace, 1989 ; Ravaglia et Maggese, 2003) ou cystes, entourés de cellules somatiques (Higashino *et al.*, 2002). Certaines ovogonies maintiennent la population dans l'épithélium germinale, d'autres entrent en méiose pour devenir des ovocytes qui migrent dans la lumière de l'ovaire (Grier, 2000). Le processus de folliculogenèse commence

à l'initiation de la méiose (Grier, 2000). Durant la deuxième phase qui est la vitellogenèse endogène et exogène, les ovogonies subissent une phase d'accroissement cytoplasmique et de différenciation sans division (Wallace et Selman, 1990). Pendant cette phase, l'ovocyte accumule des réserves nutritives et s'entoure d'une enveloppe folliculaire composée de deux assises de cellules, les cellules folliculaires formant la granulosa et les cellules thécales formant la thèque. Cette enveloppe cellulaire est séparée de l'ovocyte par une couche acellulaire : la zona radiata. L'ovocyte et ses enveloppes forment alors un follicule ovarien (Chevalier, 2008). La vitellogenèse endogène consiste en une accumulation de vitellus sous forme de vésicules muco-polysaccharidique ou glycoprotéique. Elles apparaissent dans le cytoplasme ovocytaire (Wallace et Selman, 1990). Des gouttelettes lipidiques (ou huileuses) peuvent également s'accumuler dans le cytoplasme. A ce stade, autour de l'ovocyte se différencient progressivement les cellules folliculaires (Wallace, 1985). On peut ainsi distinguer de la périphérie au centre de l'ovocyte, la thèque constituée de plusieurs couches cellulaires et la granulosa séparée de la précédente par la membrane basale (Walace and Selman 1990). La vitellogenèse exogène correspond au début de l'accumulation de vrai vitellus sous forme de globules vitellins. Ce vitellus est formé de protéines vitellines (phosvitine et lipovitelline) résultant du clivage de la vitellogénine. Cette lipo-glyco-phosphoprotéine synthétisée par le foie (hépatocytes) en réponse à une stimulation oestrogénique (17- α oestradiol) est libérée dans la circulation sanguine et transportée jusqu'à l'ovaire où elle est incorporée par micro pinocytose (Walace, 1985). Pendant ces phases vitellogéniques, trois types de vitellus apparaissent successivement, dans un ordre différent suivant les espèces : les gouttelettes lipidiques, les vésicules vitellines et les globules vitellins de composition différente (Wallace et Selman 1981 ; Nagahama, 1983). La troisième phase qui est la maturation ovocytaire finale commence quand le noyau (ou vésicule germinative, VG) migre du centre vers le pôle animal où se situe le micropyle (La fleur, 1999). Il permet la pénétration du spermatozoïde lors de la fécondation (Nagahama, 1983). Cette migration périphérique représente le premier signe morphologique de la maturation finale de l'ovocyte (Wallace et Selman, 1981; Selman et Wallace, 1989). Après cette migration, la membrane de la vésicule germinative se déchire et son contenu se disperse dans le cytoplasme avoisinant (phase appelée cassure de la vésicule germinale (GVBD) (Walace et Selman, 1981). Ce processus de maturation ovocytaire, sous la dépendance gonadotrope, est accompagné d'importants changements au sein du cytoplasme et du vitellus, chez de nombreuses espèces, l'ovocyte subit une hydratation importante se traduisant par une rapide augmentation de volume. La GVBD marque la reprise de la méiose jusqu'à la métaphase de deuxième division (Wallace et Selman, 1981). Le facteur promoteur de la maturation (MPF)

induit ensuite la rupture de l'enveloppe nucléaire, la condensation des chromosomes, l'élimination du premier globule polaire et la formation des deux fuseaux méiotiques (Jalabert et al., 1991). La quatrième et la cinquième phase qui sont l'ovulation et la ponte, se produisent une fois la maturation finale terminée, l'ovocyte entouré du chorion se sépare du follicule et est expulsé dans la lumière ovarienne ou dans la cavité coelomique : c'est l'ovulation. Les ovules poursuivent la méiose jusqu'en métaphase II, stade où la fécondation devient possible (Wallace et Selman, 1981). La phase de post ponte suit la phase de ponte (Migaud, 2002).

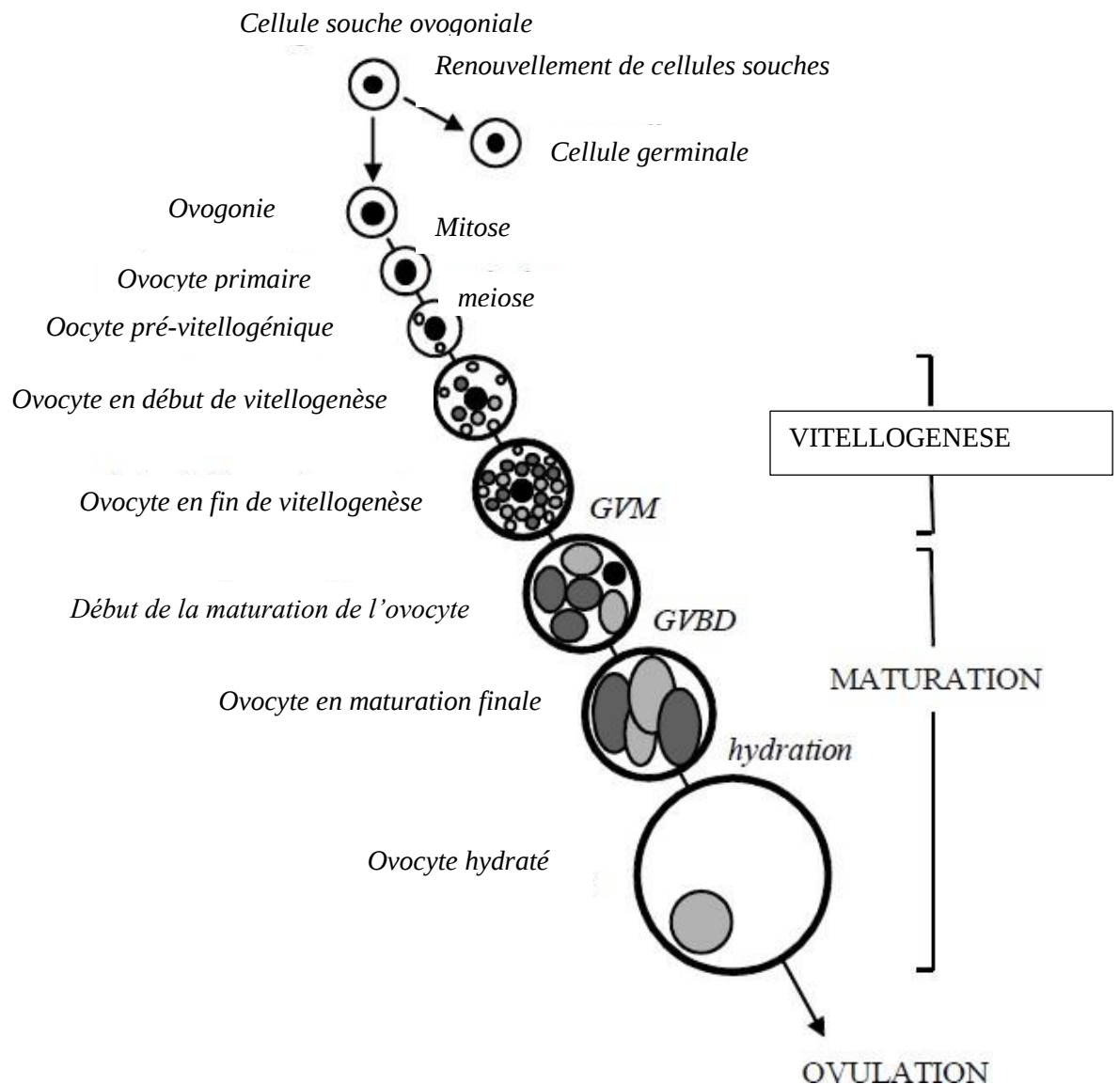


Figure 3 : Processus de développement et de maturation ovocytaire chez le poisson femelle (Cabrita et al. 2005).

3-1-1-Les Phénomènes d'atrésie

On distingue deux types de follicules atrétiques : ceux qui apparaissent avant l'ovulation des ovocytes (*corpora atretica preovulationis*) et ceux qui sont constitués par les enveloppes folliculaires après l'ovulation (*corpora atretica postovulationis*). Les follicules atrétiques pré-ovulatoires peuvent apparaître à tout moment du développement de l'ovocyte et l'atrésie est généralement déclenchée par des facteurs environnementaux (température, photopériode, physico-chimie de l'eau, captivité, alimentation...) ou physiologiques (âge, hormones extra et intra-ovarienne (Treasurer et Holliday, 1981). L'atrésie folliculaire débute généralement par une prolifération et une hypertrophie des cellules de la granulosa. La limite des cellules folliculaires devient irrégulière. La zona radiata perd son aspect strié et prend une configuration désordonnée. Parallèlement à la désorganisation des membranes ovocytaires et folliculaires, le cytoplasme subit une autolyse générale. En fin d'atrésie, il ne subsiste plus qu'un amas de cellules granulaires qui seront progressivement résorbées et se confondront avec le stroma ovarien. Les follicules atrétiques post-ovulatoires sont des structures présentes dans l'ovaire après l'ovulation (Migaud, 2002).

En résumé et selon Cabrita et al., 2005, le processus de développement et de maturation des ovocytes chez les femelles, débute par la prolifération mitotique des ovogonies qui entrent en méiose pour se transformer en ovocytes primaires. Les ovocytes primaires passent par une phase de croissance primaire (pré-vitellogenèse), qui implique l'apparition d'une matière pâle dans le cytoplasme et la formation des deux couches de granulosa et les cellules thécales (c'est-à-dire la paroi folliculaire). La phase de croissance secondaire (vitellogenèse) implique la synthèse et l'incorporation dans l'ovocyte de vitellogénine (VTG), associée à une augmentation drastique de la taille. (Tyler et Sumpter, 1996). Au cours de la vitellogenèse, de nouvelles inclusions apparaissent dans le cytoplasme, alvéoles corticales (cercles blancs), globules lipidiques (cercles gris clair) et granules de jaune (cercles gris foncé), la paroi ovocytaire (c'est-à-dire la zone radiale) et la paroi folliculaire deviennent de plus en plus épaisses (Walace, 1985). A la fin de la vitellogenèse, le cytoplasme est complètement rempli de globules lipidiques et de granules de jaune. Au début de la coalescence, le noyau (vésicule germinale, GV) (cercle noir) est situé au centre et la zona radiata est épaisse (Lafleur, 1999).

Lors de la maturation précoce, les globules lipidiques et les granules de jaune continuent leurs coalescences et le noyau migre vers le pôle animal (GV migration, GVM). Plus la maturation avance, il se produit une coalescence massive de granules de jaune d'œuf et le noyau se localise à la périphérie (Guraya, 1986). La maturation finale des ovocytes (FOM) est caractérisée par la

dissolution de la membrane (GV break down, GVBD) et l'hydratation de l'ovocyte. Les ovocytes sont enfin ovulés dans la cavité ovarienne ou abdominale, et sont libérés dans l'eau pendant la ponte.

4-Différents stades de développement ovocytaires chez les cyprinidés

Des travaux menés sur des poissons d'eau douce appartenant à la famille des Cyprinidae ont proposé des nombres variables de stades. Chez la carpe commune *Cyprinus carpio*, Shirali et al. (2012) dans une étude menée en Iran, font référence à sept stades de développement. Ils distinguent : le stade des follicules de la chromatine du nucléole, stade folliculaire du péri nucléole, stade des follicules des alvéoles corticaux, stade des follicules vitellogéniques primaires, stade des follicules vitellogéniques secondaires, stade des follicules vitellogéniques tertiaires et la maturation, qu'ils ont résumé en trois phases qui sont : la pré vitellogenèse, la vitellogenèse et la maturation.

Toujours chez *Cyprinus carpio* d'Australie, Smith et Walker (2004), ont identifié six stades de développement : immature, immature en phase de développement, mature en phase de développement, mature, phase de ponte et phase de régression. Dans leur étude histologique du développement des gonades de la carpe persane *Aphanius persicus*, Monsefi et al. (2009) ont observé cinq stades qui sont : stade d'ovogonies, stade de retour de stage, phase du granule vitellin, phase de la maturation, et phase des ovocytes hydratés. Chez *Labeo dyocheilus*, Verma (2013) a recensé sept stades qu'il a appelé : vierge ou immature, stade en développement, stade en phase de maturation, stade de la maturation, stade de ponte, et stade de post-ponte. Chez la carpe indienne *Catla catla*, Lone et al. (2001) décrivent sept stades de développement : immature, en phase de régénération, en phase de développement, en phase de maturation, mature, en phase de régression, stade de régression. En Turquie, Koç et al. (2008) ont identifié chez le poisson zebre *Danio rerio* cinq stades de développement : stade de croissance primaire, stade des alvéoles corticales, stade vitellogénique, stade des ovocytes matures, stade des ovocytes atrétiques. Par contre chez la même espèce Çakici et Uçunçu (2007), définissent uniquement trois stades qui sont : le stade ovocytaire primaire, stade des alvéoles corticales et le stade vitellogénique. Unver et Saraydin (2011) ont décrit cinq stades chez *Squalus cephalus* : la phase de la chromatine nucléaire, la phase péri-nucléaire, la phase des alvéoles corticales, la phase de vitellogenèse et la phase de maturation. Chez la brème *Abramis bjoerkna*, Kopiejewska et Kozłowski (2007) définissent deux stades : la vitellogenèse et la vacuolisation. Unver et Saraydin (2004), ont identifié chez *Chalcalburnus chalcoides* quatre stades : phase de croissance cytoplasmique, phase de croissance vitellogénique, la phase du début de formation

de l'œuf et la phase de maturité des ovocytes. Quatre stades ont été décrits par Mushlisin et al. (2010) chez le cyprinidé *Rasbora tawarensis*, ces phases sont : immatures, en développement, matures et post- ovulatoire. Le développement histologique de la carpe indienne *Labeo bata*, a été décrit par Roy et Mandal (2015), il comporte six stades de développement : stade précoce de l'ovocyte peri-nucléaires, stade avancé de l'ovocyte peri- nucléaire, stade alvéolaire des ovocytes précoces en maturation, ovocytes en maturation avancée, stade de post GVBD et stade de follicules atrétiques. Selon Sabet saeed et al. (2010), les stades de développement de *Rutilus frisii kutun* se divisent en quatre stades : le stade de la chromatine nucléaire, le stade vitellin, stade de maturité et stade de ponte. La pré-vitellogenèse, la vitellogenèse et la maturation sont les trois stades définis chez *Barbus gyprus* de Karoon river par Dorostghoal et al. (2009).

5-Le testicule et la spermatogenèse

Chez la plupart des téléostéens, le testicule est un organe pair situé dorsalement dans la cavité générale et qui est prolongé postérieurement par un canal déférent (spermiducte) se terminant au niveau de la papille génitale (Legendre et Jalabert ,1988). Le processus gametogénique chez le mâle (Fig.4) est divisé en deux phases, la spermatogenèse qui est la première phase qui inclut la prolifération des spermatogonies, la multiplication des spermatocyste I suite à plusieurs divisions mitotiques, la production de spermatocytes II par division méiotique et leur différenciation en spermatides, le processus se termine par la spermiogenèse qui est la production de spermatozoïdes flagellés (Billard, 1986). La Spermatogenèse est la formation de cellules mâles dans le testicule, durant la spermatogenèse les cellules se réduisent en taille ; la spermatogonie primaire est la plus grande et le spermatozoïde est le plus petit (Luks'ien'et Svedäng, 1997).

Les cellules germinales n'évoluent pas seules, elles sont toujours en contact avec des cellules somatiques de soutien appelées cellules de Sertoli (Billard *et al.*, 1972). Les cellules de sertoli et les cellules de leydig supportent et régulent la spermatogenèse (Luks'ien'et Svedäng, 1997). Deux types de structures testiculaires, lobulaires et tubulaires (Nagahama 1983) peuvent être identifiés chez les téléostéens selon le mode de spermatogenèse (Legendre et Jalabert ,1988). La gonade mâle (testicule) est formée de tissus germinaux et somatiques, les cellules germinales se développent durant la spermatogenèse pour donner les spermatozoïdes en quantité. Les tissus somatiques du testicule forment les tubes séminifères et soutiennent le tissu connectif aussi bien les cellules somatiques spécialisées que les cellules de Leydig et Sertoli (Cabrita et al. 2005). La spermatogenèse peut être continue chez les espèces avec des testicules tubulaires ou

discontinus chez les espèces avec un testicule lobulaire, celui-ci est le plus fréquent chez les poissons téléostéens (Billard, 1986). Le processus de la spermatogenèse peut être divisé en trois phases majeurs, la prolifération mitotique des spermatogonies ; la division méiotique des spermatocytes et la transformation de la spermatide haploïde en spermatozoïde (spermiogénèse). A travers cela, les cellules germinales passent par différents stades de développement, spermatogonies A (SGA) et B (SGB), spermatocytes primaires ($2n$), secondaires ($1n$), spermatides et spermatozoïdes (Cabrita et *al.* 2005). Le cycle reproducteur des mâles comporte deux périodes essentielles : la spermatogenèse (y compris la spermiogénèse) et la fraie durant laquelle a lieu la spermiation (Mellinger, 2002). Au niveau cytologique, durant la spermatogenèse, on observe une prolifération de cellules germinales spermatogoniales par division mitotique. Après plusieurs divisions un groupe de petites spermatogonies apparaît enveloppé dans une membrane (cyste). Les cellules d'un même cyste sont toutes au même stade de développement (Grier, 1981). Les SGA donnent par mitoses les SGB qui restent groupées par deux puis quatre, ce qui initie la formation d'un cyste (Pudney, 1995). Le cyste est localisé dans le canal mâle. Après la première division méiotique, ces cellules forment les spermatocytes primaires (Dziewulska et Domagala, 2002). Le processus de réduction chromosomique (diploïde à haploïde) transforme le spermatocyte primaire en spermatocyte secondaire (Dziewulska et Domagala, 2002). A la fin de ce stade le spermatocyte devient large. Après la deuxième division méiotique, le spermatocyte secondaire se transforme en spermatides (Nagahama, 1983, les spermatides vont se transformer en spermatozoïdes (Luks'iene et Svedäng, 1997).

Même si les spermatides ont un jeu de chromosomes haploïdes, ce ne sont pas encore des gamètes mâles (Nagahama, 1986). Elles doivent entrer dans une phase de transformations biochimiques et morphologiques nommée spermiogénèse conduisant à une cellule germinale hautement différenciée, le spermatozoïde (Nagahama, 1986). Le noyau et le cytoplasme changent et les structures caractéristiques du cytoplasme se forment où on observe un appareil acrosomique ainsi que l'apparition du cou et de la queue. Le flagelle se développe, le spermatide se sépare de son support tissulaire (cellules de sertoli) et se transforme en spermatozoïde. Lorsque le spermatozoïde est mature, la membrane du cyste se déchire et se propage dans le canal de la gonade mâle (Luks'iene et Svedäng, 1997).

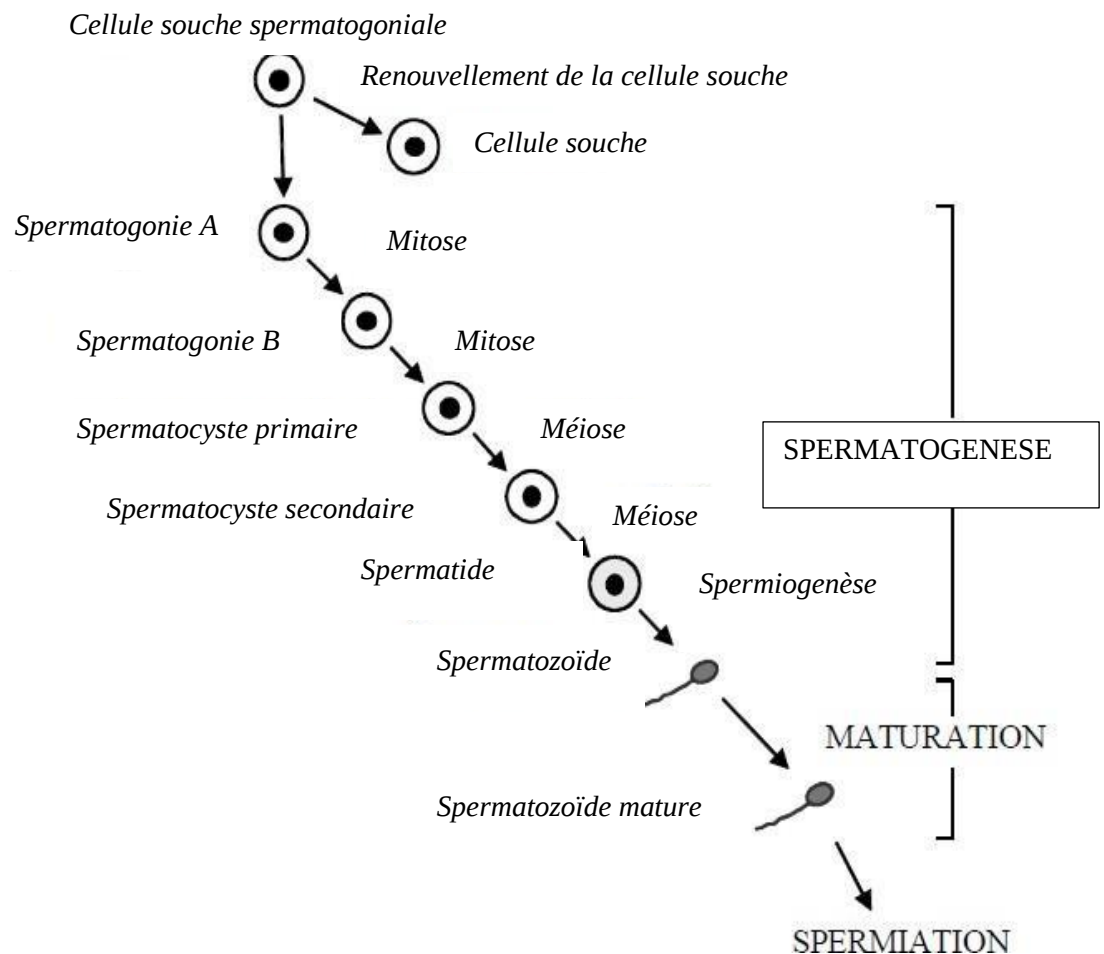


Figure 4 : Processus de développement et de maturation du spermatozoïde chez le poisson mâle (Cabrita et al. 2005).

6-L'hypophyse, les hormones hypophysaires et les stéroïdes chez les téléostéens

La gamétogenèse incluant spermatogenèse, vitellogenèse, maturation finale et spermiation sont régulés par une cascade d'hormones le long de l'axe cerveau- glande pituitaire et gonades (Mylonas et al.2009).

6-1- L'Hypophyse

La glande pituitaire (Fig.5) ou l'hypophyse des poissons est un bout de tissu en forme d'une boule attaché à l'hypothalamus à la base du cerveau (Harvey et Carolsfeld, 1993).

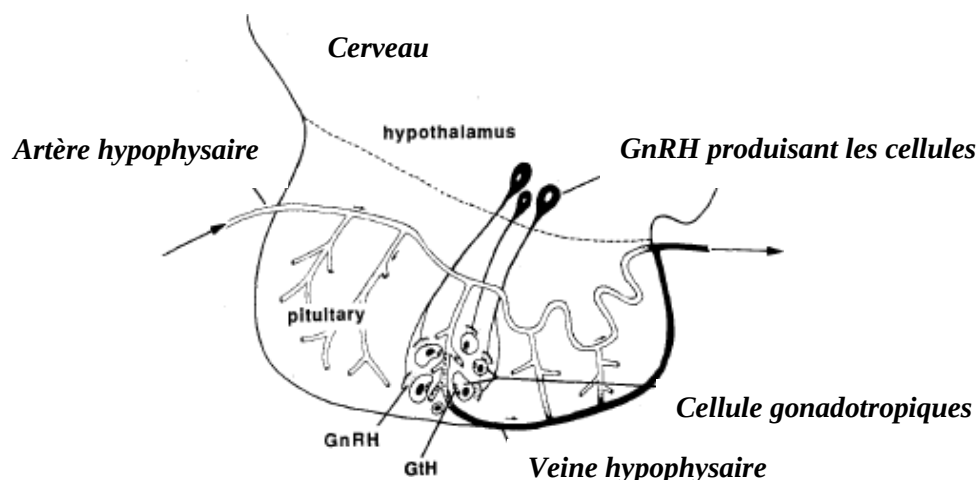


Figure 5 : La glande pituitaire des téléostéens.

La réception des stimuli de l'environnement, tels que la longueur du jour, la température et les précipitations, relève du système nerveux et comporte le passage de l'information, des récepteurs sensoriels au cerveau. Cette information, au moment où elle atteint l'hypothalamus, détermine l'activité hypophysaire par le biais de messagers chimiques appelés hormones libérantes (Brian et al, 1980). Ces dernières à leur tour incitent l'hypophyse à libérer dans l'appareil circulatoire général une hormone dont l'organe cible est la gonade. Cette hormone porte le nom de gonadotrophine. Elle a pour effet de stimuler la production de stéroïdes sexuels ; ces derniers sont alors responsables de la maturation des gamètes (Brian et al, 1980). L'hypophyse est la principale glande endocrine contrôlant les processus physiologiques des vertébrés (Grandi et Chicca, 2004). Chez tous les vertébrés l'hypophyse est constituée de deux types de tissus endocriniens : l'adénohypophyse et la neurohypophyse (Harvey et Carolsfeld, 1993 ; Miki *et al.*, 2005). L'adénohypophyse produit différentes hormones dont la gonadotrophine, l'autre partie, la neurohypophyse est constituée de fibres nerveuses, elle est localisée dans l'hypothalamus et est reliée à l'hypophyse par l'adéno-hypophyse (Harvey et Carolsfeld, 1993 ; Brian et Hoar., 1980 ;).

L'adénohypophyse de la glande pituitaire sécrète de nombreuses hormones peptides qui régulent une variété de processus physiologiques chez les vertébrés. Les hormones adénohypophysaires peuvent être classifiées sur la base de la structure et des fonctions similaires en deux groupes, les hormones (POMC), les hormones de croissance et les glycoprotéines (Kawauchi et Sower, 2006). Les hormones neuro-hypophysaires sont, chez les poissons comme chez les autres vertébrés, deux nonapeptides dont l'action est analogue à celle de l'ocytocine et de la vasopressine (Hazon et Balment, 1997).

Les changements endocriniens pendant les cycles reproductifs des mâles et des femelles comprennent les variations des taux des gonadotropines hypophysaires et des taux des hormones stéroïdes plasmatiques (Billard et Breton, 1978). Pour toutes les espèces de téléostéens les hormones gonadotropiques (GTH : Gonadotropin Hormone) de l'hypophyse jouent un rôle central dans la régulation de la reproduction (De Leeuw *et al.*, 1987). Ce sont des hormones de nature glycoprotéiques (GTH) qui stimulent la croissance et le développement des gonades (Harve et Carolsfeld, 1993). Ces gonadotrophines sont la FSH (follicle stimulating hormone) et la LH (luténizing hormone) qui sont transférées à travers le sang pour stimuler la production dans les gonades des stéroïdes sexuels (androgène, œstrogène et progestérone), qui jouent le rôle de signal endocrinien qui va contrôler la stéroïdogénèse, la gamétogénèse, l'ovulation et la spermiation (Kah and Dufour, 2011 ; Diotel *et al.*, 2011). La régulation de l'activité des hormones gonadotropes est multifactorielle, elle est sous la dépendance d'activateurs, d'inhibiteurs et de facteurs externes (Mollard et Kah, 1996 ; Kamwira, 2002). L'activité des GTH est directement sous le contrôle des gonado-libérines (GnRH : *Gonadotropin-releasing hormone*), qui sont des hormones hypothalamiques stimulant la libération des GTH par les cellules gonadotropes de l'adénohypophyse (Chevalier, 2007).

6- 2-Les hormones hypophysaires

6-2-1-La gonadotrophine releasing hormone (GnRH)

Chez les *cyprinidae* comme chez les autres espèces de téléostéens, le neuro-decapeptide GnRH est le régulateur central de la cascade hormonale reproductrice régulant la synthèse et la libération de la LH de la glande pituitaire (Somoza *et al.*, 2002; Yaron *et al.*, 2003; Millar *et al.*, 2004; Kah *et al.*, 2007). La première forme de GnRH identifiée chez les téléostéens est la GnRH du saumon, sa structure était similaire à celle du mGnRH des mammifères mais diffère légèrement par l'emplacement d'un acide aminé (Phodorek et Kouril, 2009). La GnRH est produite au début du développement dans les neurones olfactives et migre par la suite sur trois régions : la surface pré optique, le mésencéphale et les nerfs terminaux ainsi que d'autres parties dans le cerveau antérieur. (Yamamoto, 2003 ; Sherwood and Adams, 2005). Il joue un rôle clé dans l'axe cerveau- pituitaire- gonades chez tous les vertébrés et parce qu'il est utilisé en aquaculture, il a été très étudié chez les téléostéens (Kah and Dufour, 2011). Un total de 24 formes de GnRH ont été identifiés chez les vertébrés dont 8 purifiés et séquencés chez les téléostéens (Guilgur *et al.*, 2006; Van der Kraak, 2009).

Les deux hormones pituitaires FSH et LH ensemble avec l'hormone thyroïdienne (TSH) et

la gonadotrophine chorionique placentaire (CG) constitue la famille des hormones glycoprotéïques (Pierce et Parsons, 1981). La sécrétion des gonadotrophines pituitaires FSH et LH est contrôlée par le cerveau via des GnRHs (Peter and Yu, 1997 ; Yu et al. 1997), qui sont les premiers neuropeptides régulateurs de la reproduction, agissant comme un intégrateur des informations externes (température, photopériode, précipitations et les interactions sociales) (Kumakura *et al.*, 2004). La FSH et la LH sont sécrétées dans le système sanguin et agissent sur les gonades pour la synthèse des stéroïdes sexuels (androgène, œstrogènes et progestérones) qui sont les ultimes facteurs du développement des gonades (Mylonas et al. 2009). Les Hormones les plus importantes dans la régulation de la gamétogenèse sont l'œstrogène E2 chez les femelles et l'androgène 11KT chez le mâle (Cabrita *et al.*, 2009).

6-2-2 Les GTH de la glande pituitaire

Les deux hormones pituitaires FSH et LH ensemble avec l'hormone thyroïdienne (TSH) et la gonadotrophine chorionique placentaire (CG) constitue la famille des hormones glycoprotéïques (Pierce et Parsons, 1981). La sécrétion des gonadotrophines pituitaires FSH et LH est contrôlée par le cerveau via des GnRHs (Peter and Yu, 1997 ; Yu et al. 1997), qui sont les premiers neuropeptides régulateurs de la reproduction, agissant comme un intégrateur des informations externes (température, photopériode, précipitations et les interactions sociales) (Kumakura *et al.*, 2004). La FSH et la LH sont sécrétées dans le système sanguin et agissent sur les gonades pour la synthèse des stéroïdes sexuels (androgène, œstrogènes et progestérones) qui sont les ultimes facteurs du développement des gonades (Mylonas et al. 2009).

6-2-3-Les stéroïdes régulant la gamétogenèse et la maturation.

Chez les mâles, la FSH est l'hormone gonadotrope prédominante pendant la spermatogenèse alors que la concentration de la LH augmente à la spermiation (Mylonas *et al.*, 1997 ; Schulz *et al.*, 2001 ; Campbell *et al.*, 2003). La spermatogenèse ainsi que la spermiation chez le mâle sont régulées par les sécrétions de la FSH et la LH sous l'action des stéroïdes sexuels ainsi que d'autres facteurs de croissance (Fig.6) (Mylonas et al ,2009). Avant le déclenchement de la spermatogenèse, le renouvellement des cellules spermatogoniales semble être régulé par E2 agissant sur les cellules de sertoli (Miura and Miura, 2003). L'androgène 11keto testostérone (11KT) est le régulateur majeur de la spermatogenèse, tandis que le stéroïde induisant la maturation (MIS), régule la spermiation (Miura and Miura, 2003). Les deux hormones également impliquées dans le contrôle de la maturation finale chez les femelles, la

17 α ,20 β -dihydroxy-4-pregnen-3-one (17 α ,20 β - DP) et la 17 α ,20 β ,21-trihydroxy-4-pregnen-3-one (20 β -S), régulent la production du liquide séminal et permettent la spermiation chez les mâles (Amer et al, 2001).

La 17 α ,20 β -DP joue d'une part un rôle dans le processus final de maturation des testicules et du sperme (Nagahama, 1994 ; Amer *et al.*, 2001). La 17 α ,20 β -DP est également impliquée dans l'acquisition de la mobilité du sperme chez plusieurs espèces (Nagahama, 1994). Elle est sécrétée en réponse aux gonadotropines, agit en élevant le pH du spermiducte, ce qui augmente le taux d'AMPc du sperme et confère ainsi leur mobilité aux spermatozoïdes (Nagahama, 1994). Chez les femelles, la FSH joue un rôle prédominant durant la vitellogenèse chez les poissons à développement ovarien synchrones, chez les poissons à développement ovarien asynchrone, le rôle de la FSH est moins clair et une possible action par la LH est envisagée (Cabrita, 2005). Les androgènes (Fig.6), en particulier la testostérone (T), et les œstrogènes et plus spécialement le 17 β -œstradiol (E2). T et E2 sont les deux plus importantes hormones stéroïdes produites par les cellules folliculaires d'un poisson en vitellogenèse (Galas *et al.*, 1999 ; Holland *et al.*, 2000). La stimulation gonadotrope de l'ovaire durant la période de vitellogenèse induit la stéroïdogénèse dans deux processus biosynthétiques cellulaires, dans lesquelles la thèque externe synthétise T qui va être transportée dans les cellules de la granulosa et convertie en E2 (Holland *et al.*, 2000). Durant la Vitellogenèse, E2 régule le développement ovocytaire et la synthèse de la vtg et autres protéines attribuées aussi à la LH dans le foie (Jalabert, 2005). A la fin de la vitellogenèse, la maturation ovocytaire est déclenchée par l'action de la LH dans les cellules folliculaires, qui synthétise et sécrète le MIH (maturation inducing stéroïdes) (Nagahama *et al.*, 1994; Suwa and Yamashita, 2007).

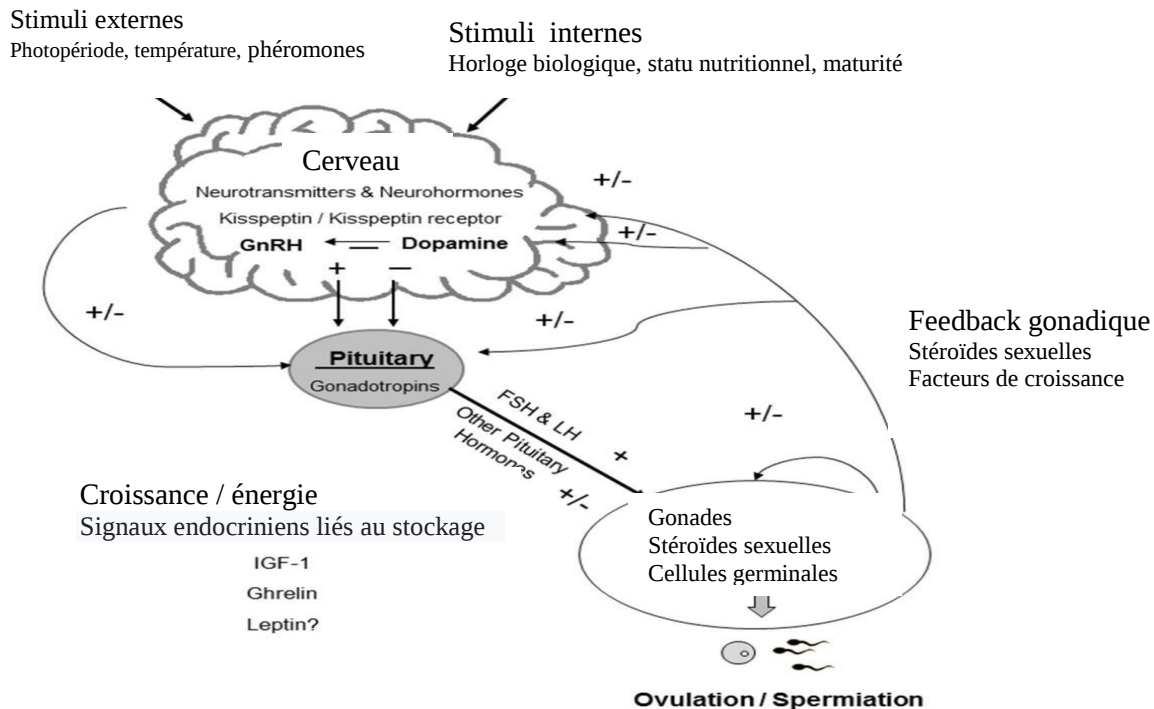


Figure 6 : Représentation schématique de l'axe de reproduction chez le poisson (Nagahama, 1994). (Control environnemental et endocrinien).

7- La reproduction chez les poissons vivant en captivité

Le dysfonctionnement observé durant la reproduction chez les poissons vivant en captivité est de trois types (Fig.7) : absence complète de la vitellogenèse comme observé chez l'anguille (Kagawa et al., 2005; Palstra et al., 2005; van Ginneken and Maes, 2005), dans ce cas la vitellogenèse est bloquée dans les premiers stades de développement. Le système endocrinien du poisson n'a fonctionné à aucun moment du processus de reproduction (Mylonas et al, 2004). Le deuxième type de dysfonctionnement est l'absence de la libération des gamètes comme observé chez les salmonidés (Bromage et al., 1992). Les poissons montrant ce type de dysfonctionnement passent par toutes les étapes du cycle de reproduction correctement (la vitellogenèse), FOM et ovulation, mais la fraie est bloquée et les ovocytes restent dans l'abdomen ou la cavité ovarienne (Cabrita et al, 2005). Le plus commun de ces dysfonctionnement qu'on retrouve chez les cyprinidés, est la production d'une faible quantité de sperme durant la spermiation chez le mâle et l'absence de maturation finale (FOM) après une vitellogenèse complète chez la femelle (Mañanos et al., 2008; Mylonas and Zohar, 2001b, 2007; Zohar and Mylonas, 2001b) .

Chez les cyprinidés, le neuro-décapeptide GnRH est le régulateur central de la cascade hormonale de la reproduction qui régule la synthèse et la sécrétion de la LH de la glande pituitaire (Somoza et al., 2002; Yaron et al., 2003; Millar et al., 2004; Kah et al., 2007). Le seul

facteur connu qui a un effet inhibiteur de la sécrétion de la LH chez les cyprinidés est la dopamine, celle-ci est un catécholamine neurotransmetteur (Dufour et al., 2005 ; Peter et al., 1991; Trudeau, 1997; Popesku et al., 2008). Les cyprinidés vivant en captivité sous des conditions contrôlées montrent des signes de dysfonctionnement qui se manifestent par l'incapacité d'atteindre la maturation finale et l'ovulation (Phodoreck et Kouril, 2009).

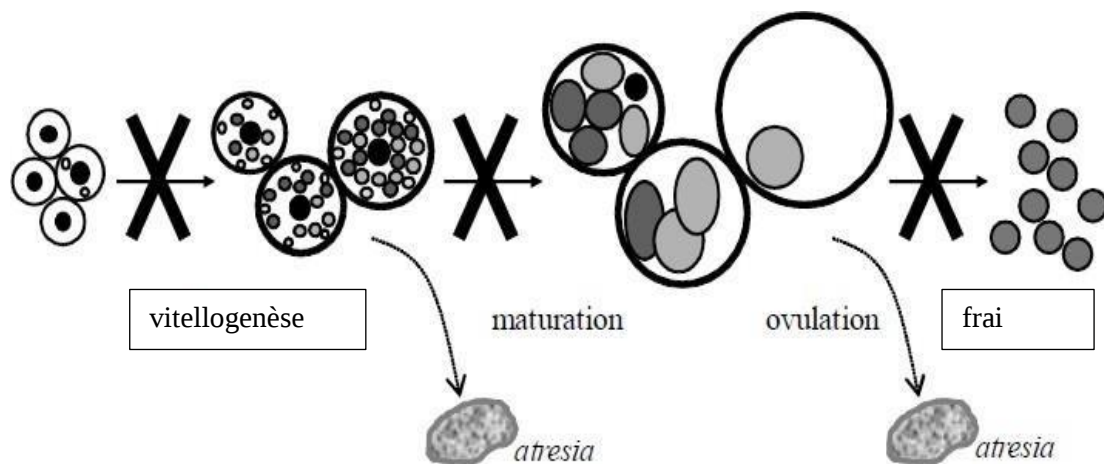


Figure 7 : Les dysfonctionnements majeurs de la reproduction observés chez le poisson femelle vivant en captivité (Cabrita et al. 2005).

8-Contrôle de la reproduction par manipulation hormonale.

Plusieurs poissons élevés en captivité ne montrent pas une reproduction normale. En effet, ils atteignent la maturité, la croissance des gonades est normale mais les femelles n'atteignent pas la maturité finale et ne pondent pas et le mâle produit peu de laitance (Mehdi et Ehsan, 2013). La reproduction des poissons en captivité peut être contrôlée par manipulation des facteurs de l'environnement tels que la photopériode, la température de l'eau et le substrat de ponte (Mylonnas et al. 2009). Les méthodes traditionnelles d'induction de la ponte chez les poissons d'élevage reposent sur l'injection de GTH-II provenant de différentes sources, dont l'extrait brut de glande pituitaire de carpe, le GTH-II de poisson partiellement purifié et la GTH mammalienne, notamment l'hormone chorionique humaine HCG (Yusufian et Mossavi, 2011). Parmi plusieurs agents inducteurs utilisés dans la pisciculture, l'hormone gonadotrophine du saumon (sGnRH) ou l'hormone lutéinisante (LHRH) en combinaison avec des antagonistes dopaminergiques se sont révélées efficaces dans la pisciculture (Lin et Peter, 1996). Différents agents de reproduction ont été appliqués avec succès chez de nombreuses espèces de poissons, y compris la carpe. La gonadotrophine chorionique humaine (HCG) en fait partie (Legendre et

al., 2000). L'introduction de l'Ovaprim (Gnrh et de la dopamine) a réellement révolutionné la technologie de la ponte induite et elle est actuellement largement utilisée pour la production artificielle chez diverses espèces de poissons. (Ur rehman et al. 2015).

MATERIEL ET METHODES

1-Eude de la reproduction naturelle dans le milieu d'introduction

1-1-Milieu d'étude

1-1-1-Présentation du barrage d'Ighil Emda

Le barrage d'Ighil Emda ou barrage de Kheratta, est situé dans la wilaya de Bejaia (Fig.8), à 60 km au sud -est de la ville, et à 40 km environ au nord de Sétif. Le barrage de Kherrata est installé au confluent des oueds El Berd et Embarek. Le débit moyen des deux oueds est de 2,53 m³ s⁻¹ à 5,39 m³ s⁻¹. La température annuelle moyenne de l'eau au barrage de Kherrata est de 15,7 °C, les températures les plus basses sont enregistrées de décembre à février avec une moyenne de 7 °C et les températures les plus chaudes sont observées de juin à août avec une moyenne de 24,8 °C (ANRH, 2015).

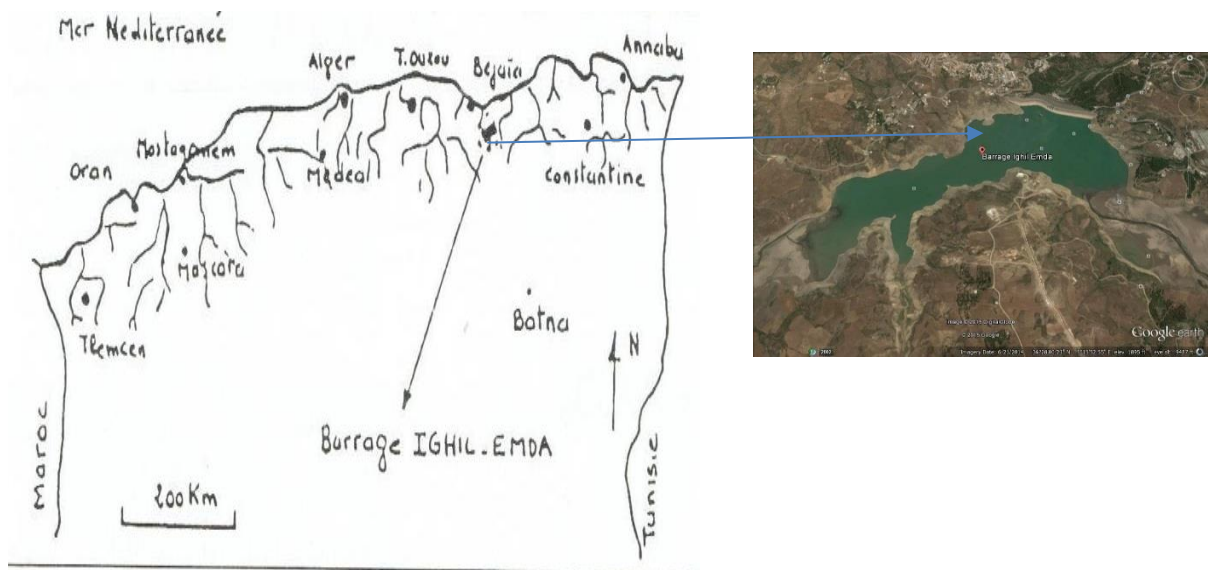


Figure 8 : Localisation géographique du barrage de Kheratta

1-1-2-Caractéristiques

Superficie : 719 ha

Superficie du bassin versant : 652Km²

Capacité : 117 millions de m³

Profondeur minimale : 0.5 m

Profondeur maximale : 74 m

Nature de la végétation du bassin versant : Maquis, Armoise

Utilisation de l'eau : Energie, irrigation, AEP, pompage

1-1-3-Le bassin versant

Géographiquement, le bassin versant du Barrage de Ighil Emda est situé à l'Est de l'Algérie à 300 km d'Alger, dans la Kabylie des Babors de la frange nord de l'Algérie tellienne. Il s'étend sur une superficie d'environ 652 km² et un périmètre de 145 Km avec une largeur moyenne de 20 km. Il est délimité par la ville de Kherrata au nord, Bordj Mira à l'ouest, la région de Babor au nord-est, au sud il est limité par : Ain kebira, Ouricia et Ain roua et au sud- ouest par Bouandas.

1-1-4-Hydrologie

Le bassin versant est drainé par l'oued Agrioun lui-même formé par la réunion de trois oueds principaux (Fig.9) :

Oued Berd : Il draine le nord-est et le sud-ouest du bassin, avec une superficie 343 km².

Oued Atteba : c'est un affluent de l'Oued Berd, il draine le sud-ouest du bassin versant, avec une superficie 152km².

L'oued embarek : dont le confluent est à l'amont immédiat du barrage d'Ighil emda, il draine le nord -ouest du bassin versant, superficie de 157 km².

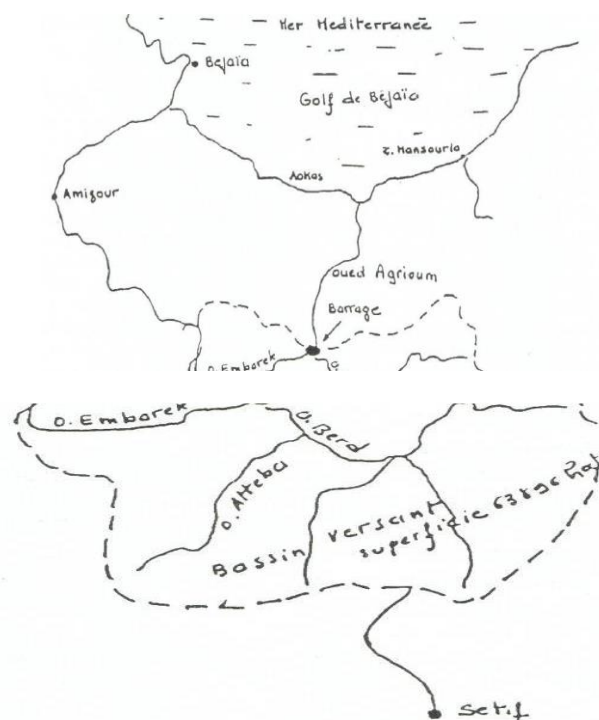


Figure 9 : hydrologie du bassin versant

1-2-Echantillonnage

1-2-1- Pêche des poissons

Pour l'échantillonnage nous avons eu recours aux pêcheurs concessionnaires sur place qui utilisent des seines tournantes (fig.10). Pour chaque pêche les filets étaient posés pendant la nuit, l'effort de pêche est en moyenne de 12 heures. Les poissons sont récupérés le matin.



Figure 10 : Pêche à la seine tournante des carpes argentées

1-2-2-Matériel biologique

L'étude a porté sur une population de 70 femelles et 60 mâles âgés de 4 à 5 ans, Chez les deux sexes, quatre (4) à dix (10) individus de tailles supérieures à 60 cm pour les mâles et 55 cm pour les femelles et d'un poids d'environ 2000 g pour les deux sexes ont été sacrifiés tous les mois pendant 18 mois, entre Avril 2010 et septembre 2011 (tableau 1). 130 individus ont été pêchés, mesurés et disséqués (fig.11). Le suivi a porté sur deux saisons de reproductions pour l'étude macroscopique et un cycle de reproduction pour l'étude microscopique.



Figure 11 : Mensurations des carpes argentées

Tableau 5 : Nombres de spécimens de carpes argenté femelles et mâles, échantillonnés entre avril 2010 et septembre 2011.

Mois	Nombre d'individus	Nombre de femelles	Nombre de mâles	Poids éviscérés (g)	Longueur totale (cm)
Avril10	9	7	2	-	56 - 60
Mai10	9	5	4	930- 2070	46 – 56.5
Juin 10	7	4	3	840 -1900	45 -62.2
Juillet 10	6	1	5	1850-2526	60 -65
Aout 10	4	1	3	1531- 2200	57- 65
Septembre 10	5	3	2	1093- 1865	52 -62.6
Octobre 10	7	4	3	1700-2300	59.2 -66
Novembre 10	6	4	2	1300-1900	53.5-61
Décembre 10	4	3	1	1900- 2700	58.5- 66
Janvier 11	8	5	3	1500- 2050	57.3 -64
Fevrier11	4	2	2	1600 -2700	57- 66.5
Mars 11	6	1	5	1100 -2060	49- 61.5
Avril 11	6	2	4	1560-2400	53- 61
Mai11	10	3	7	1250 2200	50- 65
Juin 11	10	6	4	1630-2139	54.5 -62.5
Juillet 11	9	5	4	1544-3035	59- 69
Aout11	9	6	3	1825- 3100	60 -71
Septembre 11	11	8	3	1482-3030	54 -71

1-2-3- Analyse des paramètres physiques

1-2-3-1-Température

Durant chaque campagne d'échantillonnage, la température de l'eau est prélevé à l'aide d'un multi-paramètre

1-2-3-2- Photopériode

Les valeurs de ce paramètre ont été calculées à l'aide d'un calendrier de lever et coucher du soleil dans la wilaya de Bejaia

1-3-Etude de la reproduction

Dans cette étude nous allons décrire les transformations cycliques annuelles que nous avons évalué sur les gonades entre deux fraies successives.

1-3-1- Cycle annuel de développement des gonades

L'étude du cycle annuel de développement des gonades exige que les individus soient matures. Les carpes chinoises dans les climats tempérés sont matures à un an et demi et celles de kherrata ont étéensemencées en tant qu'alevins en 2006, elles ont ainsi entre 4 et 5 ans d'âge. La maturité sexuelle dépend de la vitesse de croissance, laquelle est fonction de nombreux facteurs : température, nourriture, photopériode. (Nikolsky, 1963 in Goubier, 1977). Pour établir l'échelle de la maturité sexuelle nous avons adopté deux méthodes :

1-3-1-1- Observation macroscopique

C'est l'examen à l'œil nu des aspects des gonades au cours du cycle sexuel. Les poissons ont été classés à l'aide d'échelles macroscopiques différentes, préconisées pour les deux sexes. La détermination des stades a été faite en fonction des caractéristiques externes des gonades. Pour les femelles, la taille, la couleur, la vascularisation, la consistance des ovaires et l'évaluation de la taille des ovocytes ont été pris en compte. Pour ce qui est des mâles, les mêmes caractères que pour les femelles ont été retenus en plus de l'observation faite sur la présence ou l'absence du sperme. Dans la littérature, un grand nombre de clés pour déterminer les stades de maturité ont été proposées et décrites. Elles couvrent les différences mineures entre les espèces, donnant divers degrés de raffinement. Les poissons téléostéens sont représentés par deux types de reproducteurs : les reproducteurs totaux (isochrones) dont les gamètes, qui doivent être émis par les poissons en une seule période de reproductions, se développent synchroniquement et les reproducteurs partiels (hétérochrones) ou on peut trouver en même temps dans l'ovaire des œufs en maturation à des stades de développement très différents.

1-3-1- 2-Détermination de la période de ponte

La détermination de la période de ponte a été réalisée en calculant les rapports suivants :

Rapport gonado-somatique

Le rapport gonado-somatique défini par (BOUGIS, 1952), permet d'indiquer le stade de développement des gonades et de déterminer les périodes de ponte au cours du cycle sexuel d'une espèce (West, 1990). L'évolution temporelle du RGS d'un poisson mature suit généralement trois phases : une première phase où le RGS commence à augmenter pour atteindre un pic et qui correspond à la phase de maturation, une seconde phase où il diminue correspondant à la ponte, puis une troisième phase où le rapport est minimum, correspondant à la période de repos biologique ou sexuel. Il a été déterminé par mois, par saison et par sexe selon l'expression suivante :

$$\text{RGS} = \text{poids de la gonade (g)} / \text{poids du poisson éviscéré (g)} \times 100$$

Rapport Hépat-Somatique (RHS)

Chez les poissons, le foie joue un rôle important dans le processus d'élaboration des produits sexuels. Cet organe est responsable de la synthèse de la vitellogénine, principale protéine précurseur du vitellus des œufs (Belhoucine, 2012). Il a été déterminé par mois, par saison et par sexe selon l'équation suivante :

$$\text{RHS} = \text{poids du foie (g)} / \text{poids du poisson éviscéré (g)} \times 100$$

Facteur de Condition (K)

L'évolution mensuelle du coefficient de condition permet de déduire une stratégie dans l'utilisation des apports énergétiques. En effet, K est corrélé positivement à la densité des lipides. Ces derniers étant utilisés durant les périodes de jeûne, de reproduction et de maturation (Robinson et al., 2008). Il est notamment plus faible après la reproduction. Ce facteur a été déterminé par mois, par saison et par sexe à partir de la formule suivante :

$$K = \text{Masse du poisson (g)} / \text{Longueur du poisson (cm)}^3 \times 100$$

1-3-2- Etude histologique des gonades

1-3-2- 1-Techniques histologiques

L'analyse des coupes histologiques a été effectuée au niveau des gonades mâles et femelles suivant le protocole de Humason, 1979 ;Preece, 1972) suivant :

Fixation : les gonades ont été fixées dans du formol 10%.

Déshydratation : Les gonades fixées ont été mises dans une série de bain d'éthanol : 70°,96° et 100°.

Imprégnation à la paraffine : les pièces ont été placées dans la paraffine à 60° pendant 4 heures.

Inclusion : des blocs ont été préparés en utilisant des moules (Barre de LEUKHART) remplis de paraffines fondu.

Coupes à la paraffine : à l'aide d'un microtome, les blocs de paraffines ont été découpés à une épaisseur de 3 µm.

Coloration : les coupes ont été colorées par l'Hémalun Eozine

Mode d'emploi

Colorer pendant 5 mn par l'héματοxyline.

Rincer à l'eau distillée pendant 2 à 3 mn.

Laver à l'eau du robinet pendant 2 à 3 mn.

Colorer pendant 5 mn à l'éosine.

Rincer avec l'eau courante.

1-3-2-2- Echelle microscopique de la maturité sexuelle

Selon Guraya (1986), l'ovogenèse chez les poissons peut être divisée en trois étapes : la croissance, où est incluse la vitellogenèse, la maturation et l'ovulation. Les différents critères utilisés pour définir ces étapes sont : la taille des ovocytes, la quantité et la distribution des inclusions cellulaires dans le cytoplasme comme les globules vitellins. Selon Bouaziz (2007), la spermatogenèse est habituellement divisée en deux stades : la maturation et la spermiogénèse.

Les différents critères utilisés sont la présence de spermatogonies, des cystes qui résultent de la division des spermatogonies, des spermatocytes primaires et spermatocytes secondaires, qui à travers la deuxième division méiotique se transforment en spermatides. Au cours de la spermiogénèse, les spermatides se différencient en spermatozoïdes.

1-3-2-3- Variations du diamètre et du nombre d'ovocytes et le diamètre des noyaux

Les ovocytes contiennent des réserves qui vont subir une croissance trophoplasmique. La mesure du diamètre des ovocytes et des noyaux a été réalisée à l'aide du logiciel Echoview. Les diamètres moyens des ovocytes pour chaque mois ont été calculés en comptant 30-40 ovocytes de toutes les lames colorées au cours du même mois et représentées en moyenne $\pm$ écart-type. Le nombre d'ovocytes a été calculé sur un grossissement constant (X 4) ce qui correspond donc à l'examen d'une surface constante sur toutes les coupes histologiques.

1-3-2-4-Variations du diamètre et du nombre de tubes séminifères

Pour l'étude de la dynamique de reproduction du mâle carpe argentée on a opté pour le calcul du nombre de tubes séminifères et leurs diamètres. Les diamètres des tubes séminifères ont été mesurés par le logiciel Echoview. Les diamètres moyens des tubes séminifères pour chaque mois ont été calculés en comptant 30-40 tubes séminifères de toutes les lames colorées au cours du même mois et représentées en moyenne $\pm$ écart-type. Le nombre de tubes séminifères a été calculé sur un grossissement constant (X 10) ce qui correspond donc à l'examen d'une surface constante sur toutes les coupes histologiques.

1-3-2-5- Fréquences mensuelles des différents stades de développement

Toutes les lames ont été observées avec un microscope photonique équipé d'une caméra numérique. Sur chaque coupe histologique d'ovaire, les cellules sont comptées pour déterminer la proportion relative de chaque stade. Le pourcentage des fréquences mensuelles des différents stades des ovaires et des testicules a été calculé sur une surface constante (X 10) pour les mâles et (X 4) pour les femelles, en utilisant la formule suivante :

Nombre d'ovaires (testicules) d'un stade particulier x 100 / nombre d'ovaires (testicules) comptés.

1-3-2-6-Etude de l'évolution simultanée des paramètres microscopiques et macroscopiques des ovaires et des testicules

L'objectif de cette partie est de comparer les variations des diamètres et du nombre d'ovocytes ainsi que les diamètres et le nombre des tubes séminifères par rapport au rapport gonado-somatique (RGS) et hépato-somatique (RHS) ainsi qu'au facteur de condition K. Le but est de vérifier si les résultats obtenus macroscopiquement pouvaient être déduits des coupes histologiques.

1-3-2-7-Etude de la fécondité

Dans un ovaire coexistent plusieurs types (ou générations) d'ovocytes : le stock général de réserve et suivant les cas, un ou plusieurs lots d'ovocytes à différents stades de développement peuvent coexister. Il existe des ovocytes présentant une distribution de type uni-modal suggérant une ponte simple et des espèces avec une structure plurimodale laissant prévoir une ponte fractionnée. Dans tous les cas la fécondité F correspond au nombre d'ovocytes qui constituent le groupe modal le plus avancé et qui correspond grossièrement au nombre d'œufs qui seront émis à la ponte (Bouhbouh, 2002). La fécondité a été estimée à partir de comptages réalisés sur un fragment de gonade de poids connu prélevé sur 17 gonades au stade IV et début du stade V. Pour cela un lambeau de 1 g pesé avec une précision 0.01 a été coupé dans la région moyenne de l'ovaire des individus mûrs (Daniel, 1981). Ce fragment a été conservé dans une solution de Gilson pendant 6 mois afin de dissocier les ovocytes. Après séparation du stroma, les ovocytes sont lavés à l'eau pour éliminer le gilson et le maximum de détritux concentrés dans le surnageant, l'échantillon est ensuite placé sur une boîte de pétri avec une goutte d'eau pour éviter le dessèchement et faciliter le comptage des ovules. Le nombre total d'ovules dans l'ovaire, ou fécondité absolue, est calculé par la formule suivante : $N = n \text{ Pg} / P$, où N est le nombre total d'ovules dans les ovaires, n le nombre total d'ovules dans l'échantillon, Pg le poids total des ovaires et P le poids total de l'échantillon (en g).

Les résultats observés nous ont conduits à rechercher une mesure qui ne dépend pas de la longueur des femelles, c'est la fécondité relative. Celle-ci est définie par le rapport du nombre d'ovules sur la masse totale du poisson :

$Fr = \text{Fécondité absolue} / \text{Masse totale du poisson}$

Les fécondités absolue (Fa) et relative (Fr) sont obtenues selon Philippart (1975).

2- Etude de la reproduction artificielle en écloserie

2-1- Objectif

La réalisation de l'expérimentation ayant fait l'objet de la présente étude a eu lieu dans l'écloserie Zairi située dans la commune d'Ouricia (Sétif). L'expérimentation s'est déroulée le mois de juillet 2011, dans le cadre d'une mission organisée par une équipe d'attachés de recherche du CNRDPA. L'objectif de cette mission et donc, de notre expérimentation est d'essayer de maîtriser la reproduction artificielle de quelques espèces de poissons d'eau douce à haute valeur marchande telles que les carpes argentées et à grande bouche. Cette opération est réalisée dans le but d'une production maximale d'alevins destinés au peuplement et au repeuplement des barrages.

2-2- Ecloserie de l'Ouricia

L'expérimentation de l'induction de la reproduction a été réalisée dans l'écloserie du CNRDPA (Centre nationale de recherche et de développement de la pêche et de l'aquaculture) sise à Ouricia Sétif (Fig.12). Il s'agit d'une écloserie de poissons d'eau douce d'une capacité de 15 millions de larves créée dans le cadre d'un partenariat avec la société Hongroise (INNOFLEX) au niveau du site Zairi dans la commune d'Ouricia située à 15 Km de la ville de Sétif. Cette écloserie est destinée à la reproduction artificielle des carpes argentés, des carpes à grande bouche et d'autres espèces de poissons (Carpe commune, Sandre ...).

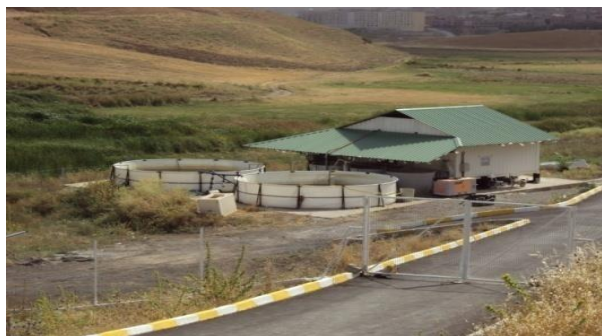


Figure 12 : Ecloserie Zairi (Ouricia)

2-3-Etude des paramètres physicochimiques de l'eau de l'écloserie

Les paramètres physico-chimiques de l'eau de l'écloserie qui est celle de la retenue collinaire analysées qui sont la température, le ph, la conductivité, l'oxygène, la salinité ont été estimés par un multi paramètres portable de type Multi 340i. Les nitrites et nitrates et ammonium par des KIT (MERCK). La dureté de l'eau a été dosée sur l'eau congelée de l'écloserie au laboratoire du CNRDPA.

2-4-Pêche des géniteurs

Les géniteurs sont pêchés pendant la période de reproduction durant la période estivale. Une première technique a été adoptée pour la pêche des géniteurs. Cette technique consiste à lâcher le filet trémail afin de piéger les géniteurs lesquels sont emprisonnés dans un autre filet attaché à l'embarcation. Cette technique a occasionné des blessures chez les géniteurs, ce qui nous a obligés à utiliser une deuxième technique. La deuxième technique est celle de la senne coulissante où les géniteurs pêchés en bon état sont mis dans un vivier déposé dans la barque. Les géniteurs sont sélectionnés selon les critères suivants :

Chez les femelles : ventre bien arrondi et cédant sous la pression manuelle ; papille génitale gonflée rouge ou rose ; ses bords inégaux ou frangés ; orifice anal également gonflé.

Chez les mâles : lorsqu'on presse leurs flancs, ils laissent échapper quelques gouttes de laitance. Trente (30) géniteurs de carpes argentées (20 femelles et 10 mâles) dont le poids variait de 9 à 13 kg ont été sélectionnés.

2-5-Transport des géniteurs

Les géniteurs sont transportés du barrage vers l'écloserie dans un camion équipé d'un vivier d'une capacité de 2000 L d'eau. Un système d'aération est adapté au vivier pour assurer l'oxygénation durant le trajet.

2-6- Sexage et Installation des géniteurs dans les bassins de stabulation

Au moment de l'installation, seuls les géniteurs en bon état seront sélectionnés pour le traitement hormonal. Après 24 heures d'acclimatation, nous avons remarqué que seule 14 femelles et 7 mâles ont survécu. Les mâles sont déposés dans des bassins de stabulation de 50 m³ d'eau, les femelles sont déposées à deux dans un bassin de stabulation de 5 m³.

2-7-Estimation de la maturation des ovocytes

Des ovocytes ont été aspirés des femelles par cathéter selon la méthode de Kujawa et Kucharczyk (1996). Les échantillons prélevés *in vivo* ont été placés dans une solution serra dans le but de clarifier le cytoplasme. Après cinq minutes, la position du noyau a été déterminée (Fig.13) en utilisant une échelle de 4 stades.

Stade 1 - vésicule germinale en position centrale (CGV).

Stade 2 - migration précoce de la vésicule germinale (moins de la moitié du rayon)

Stade 3 - migration tardive de la vésicule germinale (plus de la moitié du rayon)

Stade 4 - vésicule germinale périphérique ou dégradation de la vésicule germinale (GVBD)

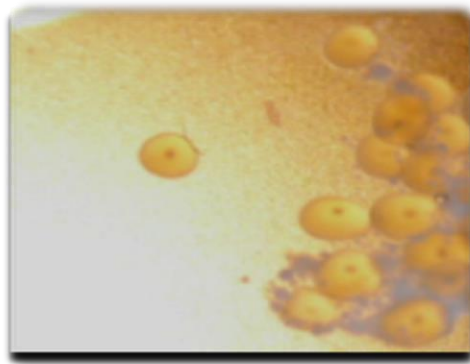


Figure 13 : Position de la vésicule germinale selon Kujawa et Kucharczyk (1996).

Toutes les femelles utilisées durant cette expérimentation sont au stade 2, qui est le meilleur moment pour la stimulation hormonale chez les carpes chinoises, les positions 3 et 4 n'ont pas été observées.

2-8- Traitement hormonal

2-8-1 Chez les femelles

Deux injections d'hormones sont nécessaires pour la maturation des gonades :

Une première injection permet aux ovocytes d'atteindre le stade de pré-ovulation. Une deuxième injection permet d'atteindre le stade de maturation finale des ovocytes. Les deux injections sont administrées à un intervalle de temps bien défini selon le protocole suivi. Les doses à injecter dépendent du poids de la femelle.

2-8-2- Chez les mâles

Les géniteurs mâles sont injectés une seule fois au moment de la deuxième injection des femelles, pour accélérer la gamétogénèse et la maturation des spermatozoïdes, la dose dépend également du poids du mâle.

Les doses d'hormones appliquées sont données dans les tableaux 5 et 6. Les poissons ont été soumis aux traitements suivants : Le premier groupe G1 (7 femelles et 4 mâles) a reçu une double dose d'hypophyse de carpe (CPE), tandis que le deuxième groupe G2 (7 femelles et 3 mâles) a reçu une dose d'HCG (hormone chorionique gonadotrope) et une dose d'extrait pituitaire (CPE). Lors de la manipulation des poissons du deuxième lot, tous les moteurs de l'écloserie et toutes les lumières ont été éteints pour diminuer le bruit source de stress pour le poisson. La dose

2 est injectée 12 heures après la première dose pour le groupe G1 et 6 heures après la première dose pour le groupe G2. Les mâles ont subi une seule injection d'extrait pituitaire au moment de la deuxième injection des femelles.

Tableau 6 : Doses d'hormones (CPE) appliquées dans la reproduction artificielle des carpes argentées du groupe 1

Dose des Femelles	Dose des mâles	Première injection des femelles	Dernière injection des femelles	Temps entre les deux injections	Temps de latence
5mg/mg CPE	2-3 mg/kg CPE	1/10 de la dose totale	1/90 de la dose totale	12 H	10 H

Tableau 7 : Doses d'hormones (HCG-CPE) appliquées dans la reproduction artificielle des carpes argentées du groupe 2

Injection du mâle	Injection de la femelle		
2-3 mg/ kg de CPE	Première injection 200 UI/kg HCG	Temps entre les deux injections 6H	Deuxième injection CPE 4- 5mg/kg

2-9-Préparation des hormones

2-9-1-Cas des granulés d'hypophyse

La glande pituitaire (CPE) sous forme de granulés a été réduite en poudre dans un petit mortier en porcelaine, on ajoute immédiatement une quantité bien déterminée d'eau physiologique. La dose d'HCG à injecter dépend du poids de la femelle et varie d'une femelle à une autre.

2-10-Anesthésie des géniteurs

Avant l'injection, les géniteurs sont mis dans un bac de 150 L d'eau additionnée de 6,75 ml de produit anesthésique (huile de clou de girofle). Le temps d'anesthésie dure quelques minutes (Fig.14). Une fois les géniteurs anesthésiés, on procède à leurs pesées. L'efficacité de cette solution anesthésique peut durer 24 h et peut être donc réutilisée pour la deuxième injection.



Figure 14 : anesthésie du géniteur en (a) et Injection de l'hormone sous la nageoire dorsale en (b)

2-11-Injection d'hormone

Les hormones sont injectées lentement chez la femelle et le mâle sous la nageoire dorsale, l'opération se termine avec un léger massage de la partie injectée pour que l'hormone puisse pénétrer complètement dans le muscle du poisson (Fig.14).

2-12-Le marquage

Nous procédons au marquage des femelles pour la préparation de la deuxième injection. Un fil de couleur est mis autour de la nageoire anale.

2-13-Le contrôle de la température

Le processus final de maturation dépend de la température de l'eau d'élevage. Dans la pratique, il est nécessaire de connaître l'intervalle de temps entre la dernière injection dite décisive et l'ovulation complète. Cet espace temporel s'exprime en "degré-heures" qui est en fonction de l'espèce, du genre de traitement et de la taille de la femelle ; pour les carpes chinoises, pour une température de l'eau de 23 °C, ce temps est de 240 à 260 "degré-heures" (Billard, 1995). Les femelles sont contrôlées toutes les 3 heures.

2-14-Récolte des gamètes

2-14-1 Récolte des gamètes femelles

On presse légèrement le ventre de la femelle pour évacuer l'urine et les excréments après avoir nettoyer et sécher la papille génitale ainsi que son pourtour avec du papier absorbant (Fig.15).

2-14-2-Récolte des gamètes mâles

La laitance est obtenue dans un b cher suite à un massage abdominal (Fig.15).

2-15-Fécondation

Les ovules prélevés ont été fertilisés par la laitance selon une méthode        Janssen (1985). Cette méthode (Fig.15) consiste à mélanger les œufs et le sperme à sec à raison de 1 ml pour 100 g d' vules, puis à ajouter de l'    pour activer les spermatozo ides (Vrasski in Billard, 2005).



Figure : 15 Collecte d' vules (a), de la laitance mâle (b) et fécondation (c)

On rince les œufs fécondés avec de l'    propre pour éliminer l'excès de spermatozo ides. Les œufs du groupe 1 ont été mélangés à un échantillon groupé de laitance de 4 mâles, les œufs du groupe 2 à un échantillon groupé de laitance de 3 mâles. Un échantillon de 100 œufs a été prélevé et placé dans une boîte de Pétri et examiné au microscope binoculaire.

2-16-Incubation

Une fois la fécondation réalisée, les œufs sont mis en incubation dans les bouteilles de Zoug prévues pour 50 g d'œufs (fig.16), et dans les bacs d'incubation prévus pour 800 g d'œufs (fig.16).



Figure 16 : Incubation des œufs dans des bacs et des bouteilles de Zoug

Les bouteilles de Zoug et les incubateurs sont alimentés en continu par une eau filtrée avec un faible débit à une température de 23 à 24°C. Dans ces incubateurs, l'eau circule selon un mouvement ascendant pour éviter l'asphyxie des œufs. Le temps d'incubation est de 230 ° jours à peu près 24 h. Des échantillons d'œufs sont prélevés des incubateurs toutes les demi-heures pour le suivi des différentes étapes du développement de l'embryon et pour le calcul des taux de fécondation et d'éclosion. L'éclosion s'est produite après 24 heures d'incubation. L'estimation des larves a lieu le cinquième jour de l'expérience. Les œufs sont, alimentés avec de l'eau en continu

2-17-Traitement de l'eau au formol

Cent (100 ml) de formol sont ajoutés dans les réservoirs d'eau qui alimentent les incubateurs dans le but d'éliminer les champignons, les bactéries et les parasites qui peuvent endommager la membrane des embryons. On rajoute par la suite 50 ml de formol toutes les 4 heures jusqu'à l'éclosion des larves.

2-18-Le suivi embryonnaire

Le suivi embryonnaire est observé avec une loupe. Des échantillons d'œufs sont prélevés des incubateurs toutes les demi-heures pour le suivi des différentes étapes du développement de l'embryon et également pour le calcul du taux de fécondation et du taux d'éclosion. L'éclosion s'est produite après 24 heures d'incubation.

2-19-Estimation des paramètres physiques du sperme

Un échantillon de 0.5 ml de sperme a été prélevé du béccher de chaque groupe pour calculer les paramètres physiques du sperme.

2-19-1-La mobilité du sperme

La motilité a été estimée en plaçant un échantillon de 1 µl de sperme sur une lame de microscope, la laitance a été activée avec 100 µl d'eau de la retenue. Les observations ont commencé dès que le sperme et la solution ont été bien mélangés à la température ambiante en utilisant un microscope avec un grossissement x 100.

La motilité est exprimée par cinq scores arbitraires, 0 représentant aucun spermatozoïde mobile et les scores de 1 à 4 représentant 0–25%, 25–50%, 50–75% et > 75%, respectivement, des spermatozoïdes en mouvement.

2-19-2-Durée de la mobilité du sperme

Sous un microscope optique 16 ×40, un prélèvement de 10 ul du sperme est mis sur une lame sur laquelle on rajoute quelques gouttes d'eau de la retenue collinaire, on couvre l'ensemble par une lamelle. On chronomètre le temps pendant lequel les spermatozoïdes sont mobiles.

2-19-3-Concentration spermatique

La concentration spermatique est calculée après une dilution de 10 ul de sperme dans 10 ml d'eau de la retenue collinaire (1/1000), puis on ajoute à l'ensemble quelques gouttes de formol pour fixer les cellules spermatiques. Après 10 mn, on dépose 15 ul de cette solution sur la cellule de Malassez. On compte le nombre (n) de spermatozoïdes dans 5 grands carreaux.

La concentration spermatique par millilitre est obtenue par la formule suivante : $X = M \times 100 \times 10^3$ (dilution) $\times 10^3$ spermatozoïdes . ml⁻¹

$M = n / 5$ moyenne de cinq carreaux de 20 cellules chacun

2-20- Estimation des résultats

Le taux d'ovulation et le pourcentage de l'indice des poids des œufs (EWIP) ont été estimés selon Szabo et al.2002.

Le taux d'ovulation = Nombre de femelles qui ont ovulé/ nombre de femelles injectées x 100.

L'indice de pourcentage des poids des œufs (EWIP) = poids des œufs(g)/ poids des femelles avant le steaping (g) x 100.

Le pourcentage de fertilisation a été estimé après 6h d'incubation selon Gheyas et al. 2001 comme suit :

Taux de fertilisation = nombre d'œufs fertilisés / nombre total d'œufs x100.

Taux d'éclosion = nombre d'œufs éclos /nombre total d'œufs x 100.

RESULTATS ET DISCUSSIONS

1-Etude de la reproduction en milieu naturel

1-1-Echelle macroscopique de la maturité sexuelle des gonades

1-1-1 Echelle macroscopique de la maturité sexuelle des gonades femelles

La maturité sexuelle des femelles a été divisée en six stades macroscopiques.

Stade I : les gonades sont sous développées (Fig.17A) attachée à la paroi de la cavité abdominale, de couleur sombre, les ovocytes sont très peu visibles à l'œil nu.

Stade II : Les ovaires sont de plus grandes tailles de couleur grise (Fig. 17B), des ovocytes translucides apparaissent à l'intérieur des ovaires, quelques vaisseaux sanguins traversent les ovaires.

Stade III : les ovaires occupent presque 1/3 de la cavité abdominale, de couleur gris clair, les ovocytes sont plus condensés et de couleur presque blanche, quand la paroi de l'ovaire est coupée les ovocytes se déversent à l'extérieur c'est le début de la maturation (Fig. 17C).

Stade IV : les ovaires (fig. 17D) sont plus développés et occupent les 2 /3 de la cavité de l'abdomen qui est plus large, les ovocytes sont blancs et de dimensions plus importantes, des vaisseaux sanguins traversent toute la surface de l'ovaire c'est le stade de la maturation.

Stade V : les ovaires (Fig. 17E) sont rétrécis de couleur jaunâtre et n'occupent qu'une partie de la cavité de l'abdomen, moins de 1 / 3 de celui- ci, quelques rares vaisseaux les traversent, c'est le stade qui suit l'absence de ponte.

Stade VI : Les ovaires sont plus fins par rapport au stade I, de couleur marron gris, on peut apercevoir des ovocytes peu nombreux de grandes tailles et de couleur blanche éparpillés sur l'ovaire, il n'y a pas de vaisseaux sanguins qui traversent l'ovaire (Fig. 17F).

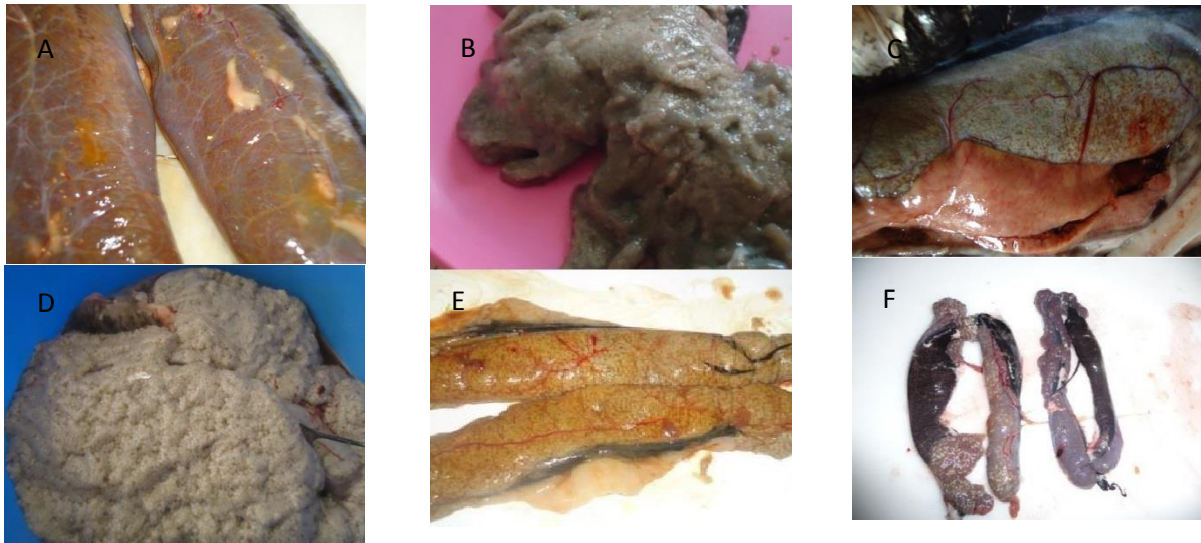


Figure 17 : Différents stades macroscopiques de développement des gonades femelles.

1-1-2 Echelle macroscopique de la maturité sexuelle des gonades mâles

Quatre (4) stades ont été définis pour les mâles.

Stade I : Les testicules se présentent sous forme de filaments pas trop fins, blancs roses, vascularisés et disposés en forme de V. leurs pointe se situe à l'extrémité postérieure de la cavité générale, le testicule occupe la moitié de la cavité abdominale, lors de l'incision aucun liquide ne s'écoule (Fig. 18A).

Stade II : Les testicules sont plus volumineux et de couleur blanche (Fig.18B) et occupent les 2/3 de la cavité abdominale, une incision fera couler de la laitance.

Stade III : les testicules sont gros, très blancs (Fig.18B) et occupent toute la cavité abdominale, la moindre pression fait couler la laitance.

Stade IV : la gonade présente un aspect atrophié (Fig. 18C), de couleur rosâtre.



Figure 18 : Différents stades macroscopiques de développement des gonades mâles

1-2- Variation pondérale des gonades

1-2-1-Evolution du poids des ovaires en fonction des mois, des températures et de la photopériode

L'évolution des poids des gonades en fonction des mois, des températures et de la photopériode est donné dans les figures 19,20, 21 successivement. On remarque que les trois graphes évoluent de la même manière, indiquant que le poids des gonades augmente avec l'augmentation de la température et de la photopériode.

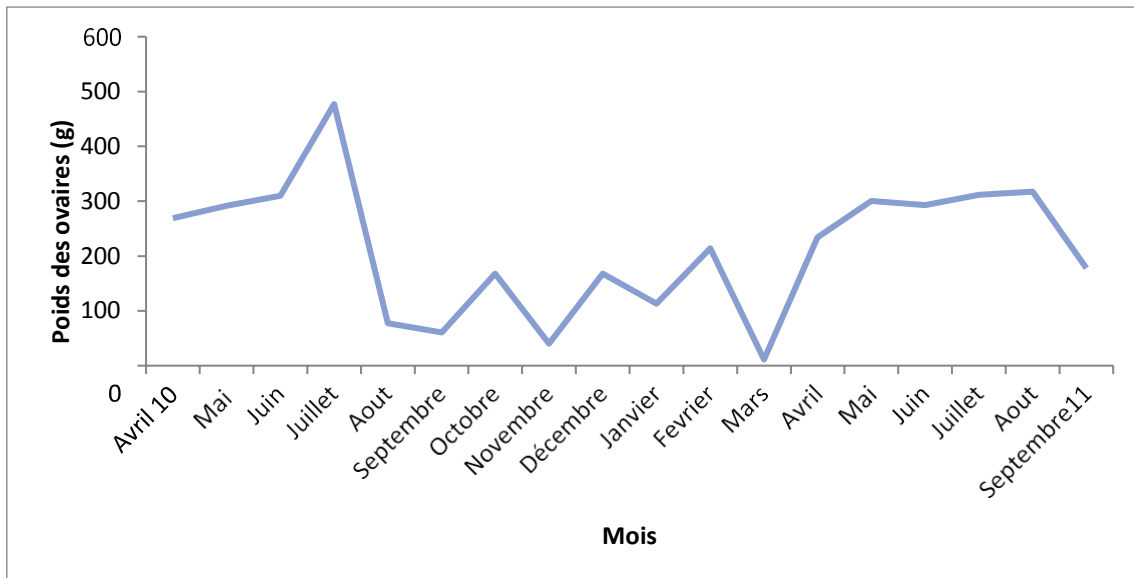


Figure 19 : Evolution du poids des ovaires (g) en fonction des mois

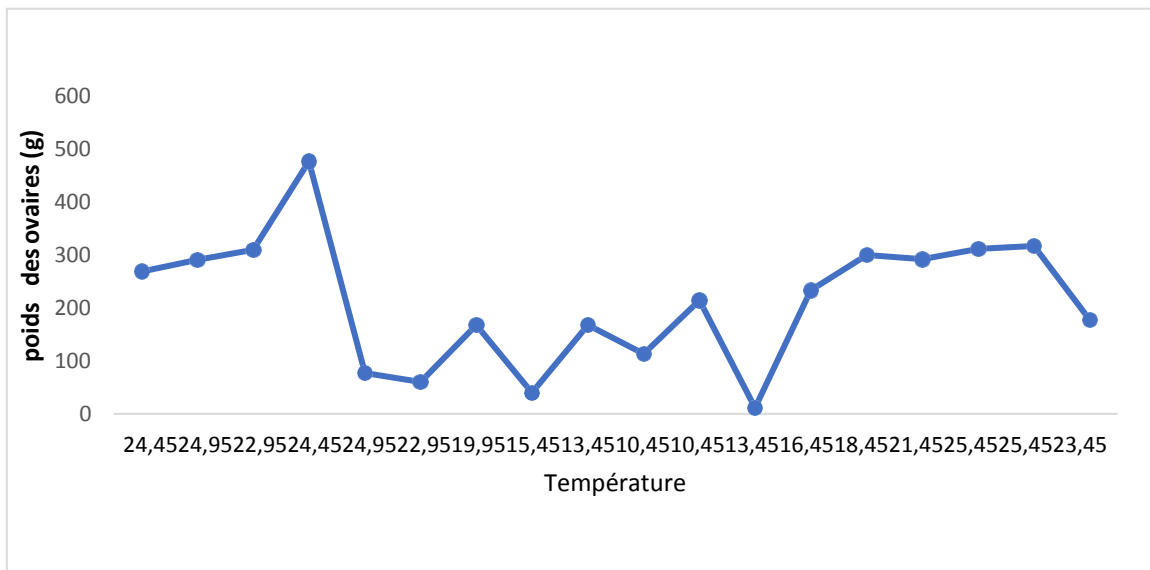


Figure 20 : Evolution du poids des ovaires (g) en fonction de la température entre avril 2010 et septembre 2011.

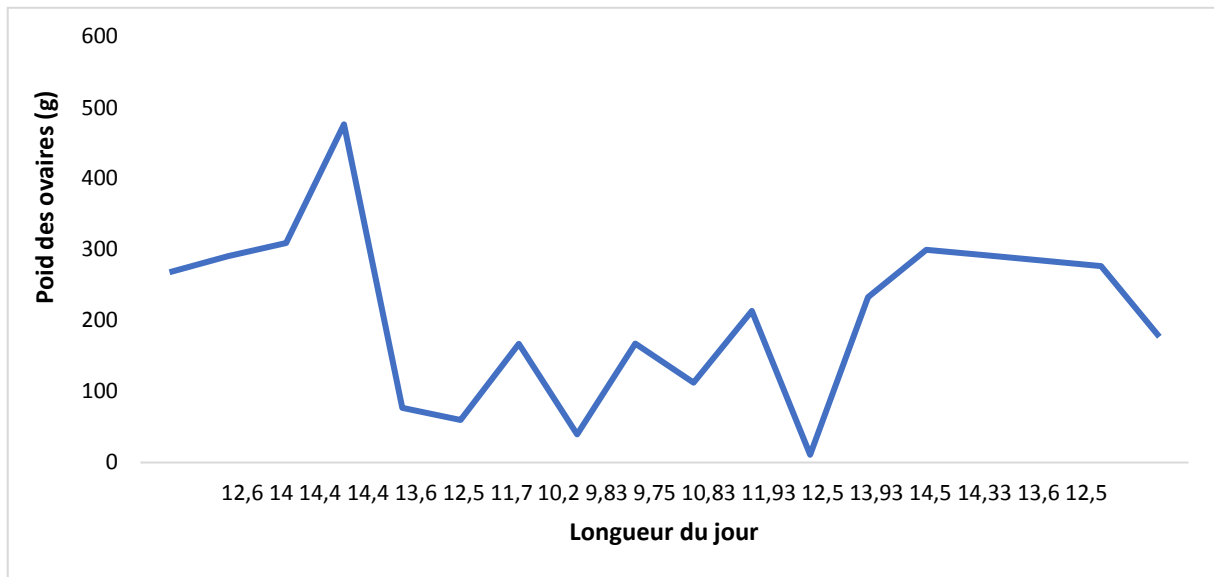


Figure 21 : Evolution du poids des ovaires (g) en fonction de la photopériode entre avril 2010 et septembre 2011.

Chez de nombreuses espèces de poisson dont les effets de cycles saisonniers d'éclairement modifiés ont été étudiés, aucune relation directe entre le moment de la ponte et la photopériode n'a été mise en évidence (Bromage et Duston, 1986 ; Bromage et al., 1993). Si la maturation et la ponte chez de nombreuses espèces tempérées comme les Cyprinidés ou les Percidés sont influencées par la température ou les précipitations, la photopériode a vraisemblablement son importance (Scott, 1979). Le problème majeur avec la plupart des données disponibles est la non distinction des effets induits par la photopériode de ceux induits par les variations de la température. La température et la photopériode, sont les deux facteurs majeurs d'action sur le métabolisme des poissons qui agissent respectivement à tous les niveaux du contrôle de la reproduction via le métabolisme général et de façon importante sur la gamétogenèse et souvent comme synchroniseurs des rythmes endogènes de l'animal. (Loïc, 2007)

Selon les espèces, par exemple, pour les carpes, la vitellogenèse peut survenir juste après la période de fraie, si la température de l'eau reste élevée (Bieniarz et al, 1978). Chez la carpe commune, *Cyprinus carpio*, l'ovulation peut être obtenue simplement en soumettant des géniteurs à un choc thermique (passage de 16 à 24°C en 6-8 heures) débutant en fin de période d'éclairement (Davies *et al.*, 1986; Billard, 1995). Chez les carpes, de l'éclosion à la première reproduction, 10-12000 degrés jours de chaleur sont nécessaires, cette quantité de chaleur sous climat tropical est atteinte entre l'âge de 1 an à 1.5, mais elle est atteinte entre 3.5 à 4 ans en Europe centrale (Billard, 1995). L'ovogenèse de la carpe argentée dépend beaucoup de la température. selon Bakos, (1984), 1 600-2 000 degrés jours sont nécessaires pour l'ovogenèse de la carpe argentée mature entre deux périodes de reproduction en Hongrie. Selon Berzuska, (1987), en

Pologne, 1300-1400 degrés jours de chaleur sont nécessaires pour les géniteurs de carpe argentée pour atteindre un degré suffisant de maturité des gonades pendant la saison de reproduction. La maturation normale de la carpe argentée dans la rivière Amour nécessite une chaleur annuel cumulée de 2655 à 3111 degrés jours avec une moyenne de 2865 dont 565 ° précédant immédiatement la période juste avant la reproduction (avant le 15 Juin) (Gorbach and Krykhtin 1980). Sous les conditions thermiques favorables, le taux de développement augmente rapidement (Mitrofanov and *al*, 1992). Quand les conditions de températures sont optimales, il est possible d'obtenir plusieurs reproductions dans l'année, à condition que les poissons soient bien nourris (Billard, 1995). La maturation finale nécessite une température supérieure à 18°-20°C (Billard, 1995). La température minimale nécessaire pour l'accroissement est de 17°, au-dessous de cette valeur la gamétogenèse est ralentie (Bakos, 1984). La période de reproduction chez la carpe argentée est typiquement quand la température de l'eau est entre 20°- 26° (Radenko and Alimov 1992).

Dans des conditions thermiques favorables (650 °d), le taux de développement augmente rapidement et environ 50% de la population peut atteindre la maturité dès l'âge de 4 ans (Mitrofanov et al, 1992). Théoriquement, la carpe argentée, maintenue à 20 ° C en permanence, peut se reproduire 4 fois par an. Au Pays Bas, Shireman et Smith, (1983) ont réussi à faire pondre la carpe herbivore chinoise *C. Idella* le mois de janvier en augmentant la température de 1° par jour, de 3 à 5° à 23°C et en maintenant les poissons à 23°C durant 25 à 30 jours, actuellement l'induction de la ponte en décembre et janvier par cette méthode se fait en Pologne et au Pays bas. A une température uniforme de 20° -22°C Durant l'année, les carpes femelles peuvent se reproduire 5 fois en 13 mois (Horvath and *al*. 1992).

Pour Davis et hanyu (1985), chez la carpe commune, le rallongement de la photopériode n'est pas effectif par contre selon Davis et al (1986), le photopériodisme est probablement impliqué même légèrement sous des conditions de températures favorables. Il est expérimentalement démontré qu'une décroissance de la durée d'éclairement inhibe la maturité des mâles et des femelles chez les trois espèces (Tanche, Chevaine, Barbeau), Mais la capacité reproductrice est maintenue en photopériode longue constante (16,5L/7,5N) chez la tanche et la chevaine, longue ou constante courte (10L/14N) chez le barbeau (Poncin et al, 1987).

Chez le poisson rouge, *Carassius auratus*, en automne et en début d'hiver, le développement ovarien est fortement accéléré à une température de 24°C et une photophase de 16L mais elle est arrêtée à 24°C et 12L (Hanyu, 1986 a et b). Cet effet de la photopériode n'était plus observé à une température variant de 18 à 21°C. Razani et al., (1987) ont montré qu'un choc thermique provoque une forte décharge d'hormone chez les femelles qui vont frayer le lendemain. Une expérience conduite par (Razani et al, 1988) sur le poisson rouge également, a montré que la maturation s'est arrêtée à une température et une photopériode de 24°/12L chez tous les groupes avant la moitié de l'hiver. Il est évident que la photopériode est impliquée dans la maturation de ces groupes. La longueur critique de la journée est incluse entre 13L et 14L pendant l'expérience conduite la fin de l'automne. Des régimes de 16° par contre stimulent la maturation ovarienne chez tous les groupes indépendamment de la photopériode, indiquant qu'il n'y a pas d'implication de la photopériode quand les groupes sont soumis à des bonnes températures.

Selon Rinchar (1996), un seuil de 20° est nécessaire pour l'initiation de la fraie chez le gardon, selon Gilet et al (1977), il semblerait que la photopériode soit le facteur principal qui synchronise le début de la ponte, tandis que la température de l'eau régulerait son intensité et sa durée.

La Température est le facteur le plus déterminant dans la reproduction chez la famille des cyprinidés (Billard et al., 1978). Dans l'hémisphère nord, les cyprinidés déclenchent leur développement ovarien à des températures élevées et une augmentation de cette dernière accélérerait l'accroissement de l'ovaire (Breton et al., 1978). Chez les carpes, la vitellogénèse pourrait commencer juste après la période de reproduction, si la température de l'eau augmente (Bieniarz et al, 1978). Chez *H. molitrix* du barrage de Kherrata, le développement ovarien maximal est observé en juin et juillet, lorsque la température moyenne de l'eau et la photopériode étaient presque au maximum (21 ° C et 16 L).

1-3-Evolution mensuelle du RGS femelle et mâle

L'évolution mensuelle du RGS femelle et mâle est donnée dans les figures 22 et 23, respectivement. Notre cycle d'observation porte sur un an et demi d'échantillonnage de Mai 2010 à Septembre 2011.

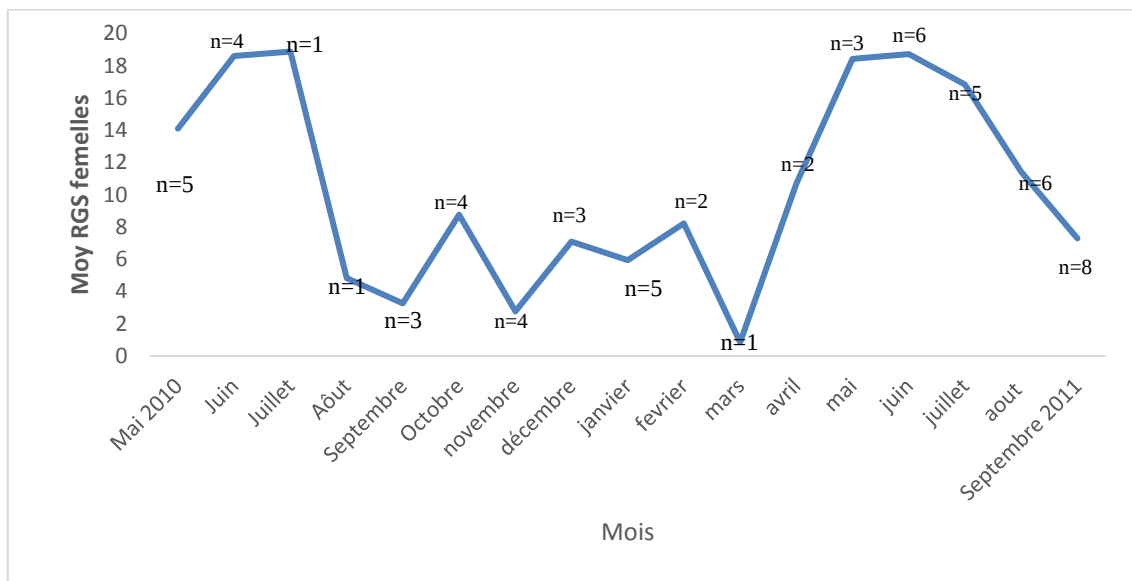


Figure 22 : Evolution mensuel du RGS de la femelle *H. molitrix*.

Le RGS des femelles était de 14.1 en Mai 2010, puis augmente significativement pour atteindre son maximum le mois de Juillet avec une valeur de 18.88. Le RGS commence à diminuer à partir du mois d’août et des valeurs minimales seront enregistrées tous au long de cette période jusqu’au mois de Mars 2011 avec des valeurs entre (3.26 – 0.85). A partir du mois d’Avril, les valeurs augmentent pour atteindre leurs maximums en Juin (18.63), ensuite, le R.G.S. commence à diminuer lentement ensuite rapidement, et ce, jusqu’au mois de Septembre, marquant ainsi le début de la fin de la période de ponte.

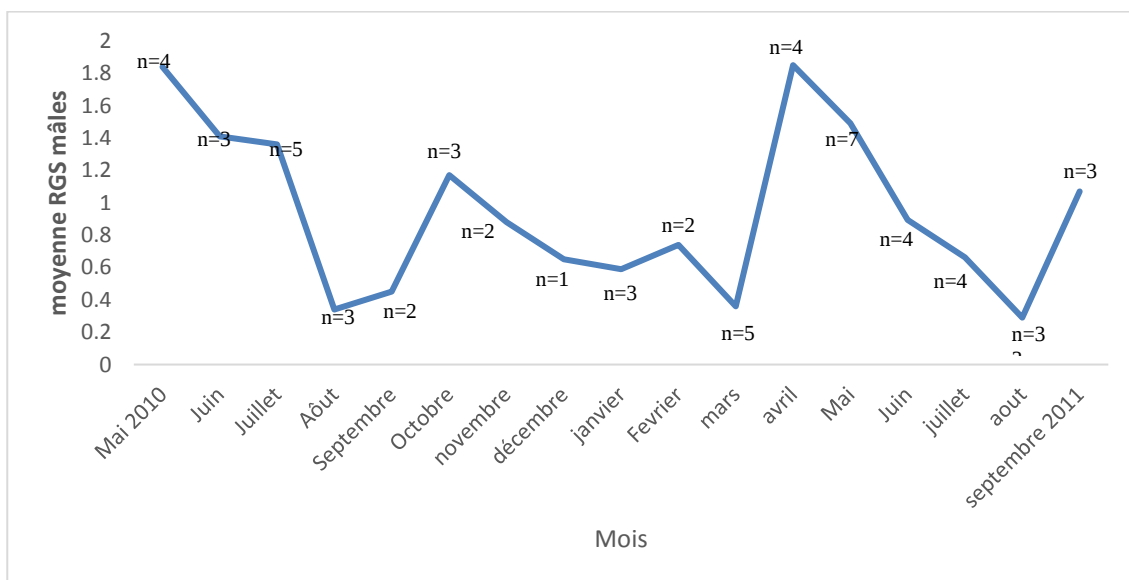


Figure 23 : Evolution mensuel du RGS du mâle *H. molitrix*.

Au mois de Mai 2010, le RGS des mâles était de 1,84, il diminue légèrement les mois de Juin et Juillet et puis fortement pour atteindre les valeurs les plus faibles entre aout 2010 et mars 2011. Le RGS des mâles augmente ensuite rapidement pour atteindre son maximum le mois d'Avril (1,85), il diminue légèrement en mai et fortement entre juin et aout. L'étude de l'indice gonado-somatique durant plusieurs mois donne une bonne indication sur la saison de reproduction des espèces (Mazrouh et Mahmoud, 2009).

Pour la première saison de reproduction, la femelle *H. molitrix* a montré un seul pic de RGS le mois de juillet. Les valeurs les plus élevées ont été observées de juin à juillet. Le mâle a également montré un pic de RGS au mois de d'avril, les valeurs les plus élevées ont été observées de mai à juillet. Pour la deuxième saison de reproduction (2011), le RGS de *H. molitrix* femelle a également montré un pic au mois de juin et les valeurs les plus hautes ont été observées de mai à juillet. Le RGS mâle a culminé au mois d'avril et les valeurs les plus élevées ont été observées entre avril et mai. Selon Roy et Mandal, (2015), le RGS augmente avec la maturation des gonades au début de la période de reproduction et diminue brusquement dès la fin de la période de reproduction. L'indice gonado-somatique des femelles matures avant l'ovulation se situe entre 9,1 et 37,2% en Usbekistan (Kamilov et Komrakova, 1999) ; 4,14 à 17,7% dans le bassin de Balkhash-Ili au Kazakhstan (Karpov et al., 1989); de 5 à 29,7% dans la rivière Syr Darya au Kirghizistan (Kamilov et Salikhov, 1996). Ces différences significatives sont attribuées à la présence simultanée d'individus à différents stades de maturité II, III et IV dans le groupe reproducteur (Mitrofanov et al, 1992). La périodede frai de la carpe argentée dans le barrage de Kherrata a lieu en été, entre juillet et août, pour la première saison de reproduction, et entre juin et juillet pour la deuxième saison de reproduction.

Abdusamadov (1986) a signalé dans la région de Terek du bassin de la mer Caspienne que la carpe argentée introduite se reproduisait d'avril à juillet. Les autres périodes signalées pour la carpe argentée varient légèrement : de la mi-mai à la mi-juin en Arkansas ; De mai à juillet dans la rivière Terek; fin mai ou début juin à juin en Ouzbékistan où elle dure probablement de 8 à 10 semaines; d'avril à juillet en Chine natale et de juin à juillet au Japon (Kolar et al. 2005); de juin à la fin du mois de juillet ou au début du mois d'août dans le fleuve Amour, où cette espèce est originaire (Krykhtin et Gorbach, 1981). Comme beaucoup de cyprinidés la reproduction de la carpe argentée est estivale, c'est le cas de *labeo bata* (Kousik and Mandal, 2015) de *Cyprinus carpio* (Solmaz and al., 2011) de *Barbus grypus* (Dorostoghoal and al.,2009) de *Squalus cephalus* (Unver and Saraydin, 2011) de *Chalcalburnus chalcoides* (Unver and Saraydin , 2004) de *Catla catla* (Khaled and al., 2012) de *cyprinus Caprio* (Smith and walker,2003) et de *Aphanius persicus* (Monsefi and al., 2007).

1-4-Evolution mensuelle du RHS femelle et mâle

Parallèlement au RGS nous avons étudié le RHS, puisque toute l'énergie nécessaire pour la maturité des gonades provient des réserves lipidiques stockées au niveau du foie.

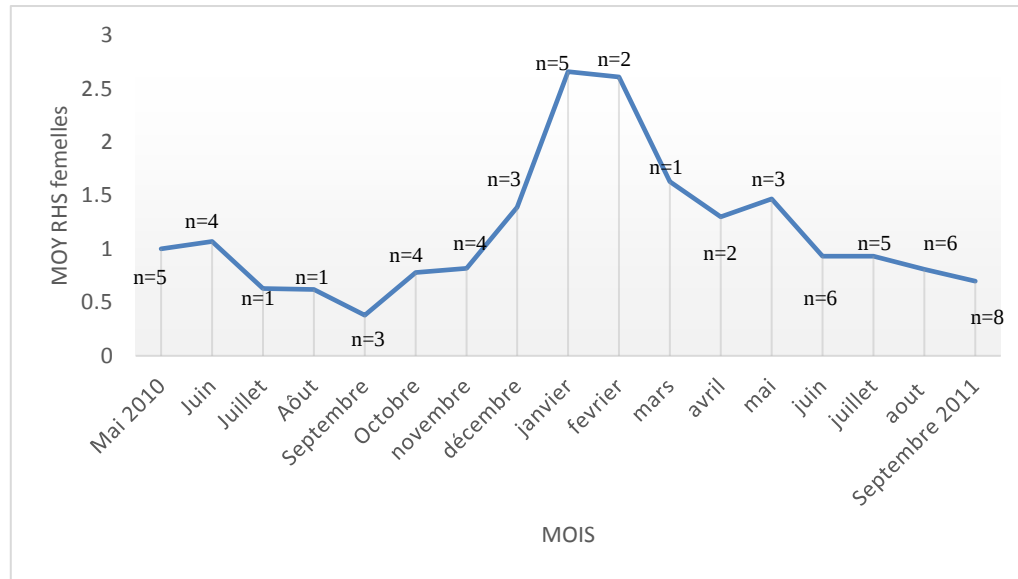


Figure 24 : Evolution mensuel du RHS de la femelle *H.molitrix* en fonction des mois.

Le RHS des femelles (fig.24), était de 1 en Mai et Juin 2010, il va diminuer progressivement entre Juillet et Septembre 2010 pour atteindre sa valeur la plus faible qui est de 0.38, il remonte d'une façon remarquable entre Octobre et Février 2011 avant de rechuter graduellement jusqu'à atteindre sa valeur la plus faible qui est de 0.7 en Septembre.

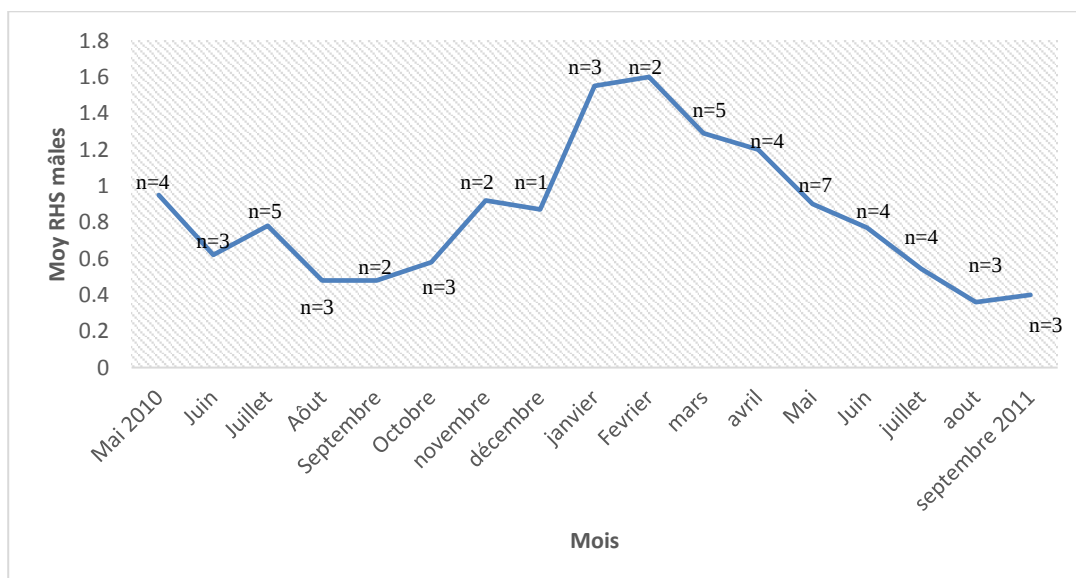


Figure 25 : Evolution mensuel du RHS du mâle *H. molitrix* en fonction des mois.

Pour ce qui est du RHS des mâles (fig.25), celui-ci était de 0.95 en Mai 2010, il va enregistrer des valeurs inférieures entre Juin et Décembre avant d'atteindre ses pics entre janvier et Avril 2011 avec un pic de 1.6 en Février, entre mars et septembre 2011 il enregistrent les valeurs les plus faibles à titre d'exemple 0.4 en Septembre et 0.36 en Aout. Chez les deux sexes, l'évolution du RHS a montré que les valeurs minimales sont enregistrées en période de frai (juin, juillet, août et septembre). Les valeurs maximales sont enregistrées durant la période de développement des gonades (janvier, février et mars), avec un maximum de 2,66 en janvier pour les femelles et de 1,55 pour les mâles. La diminution du RHS a été causée par l'utilisation de l'énergie stockée dans le foi pour le développement des gonades (Rahayu et al, 2015). Selon Encina et Granado-Lorencio, (1997), le développement ovarien s'accompagne d'une dépense énergétique maximale. La Différence entre les valeurs du RHS est causée par le régime alimentaire dans les conditions naturelles qui sont différentes tout-au-longde l'année (Yang et Bauman, 2006). Au cours du cycle sexuel, les valeurs du RGS et RHS. Varient inversement

1-5-Evolution saisonnière du RGS et RHS femelle et mâle

L'évolution saisonnière du RGS et RHS femelle et mâle est donné dans les fig. 26 et 27 suivantes.

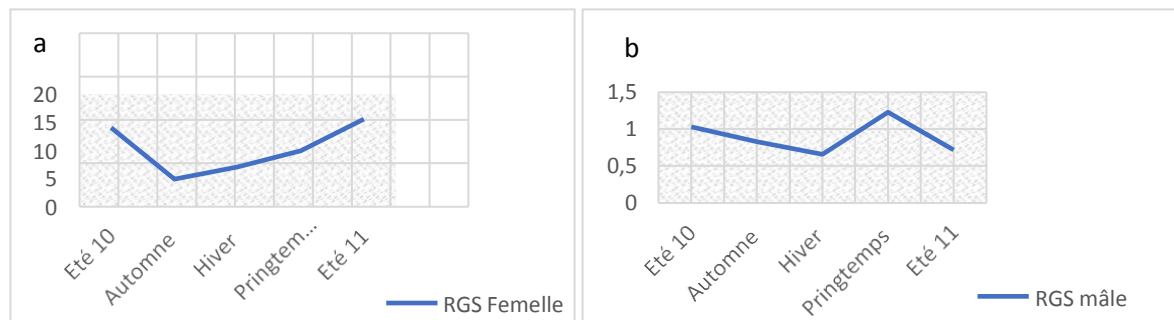


Figure 26 : Evolution saisonnière du RGS femelle en (a) et mâle en (b).

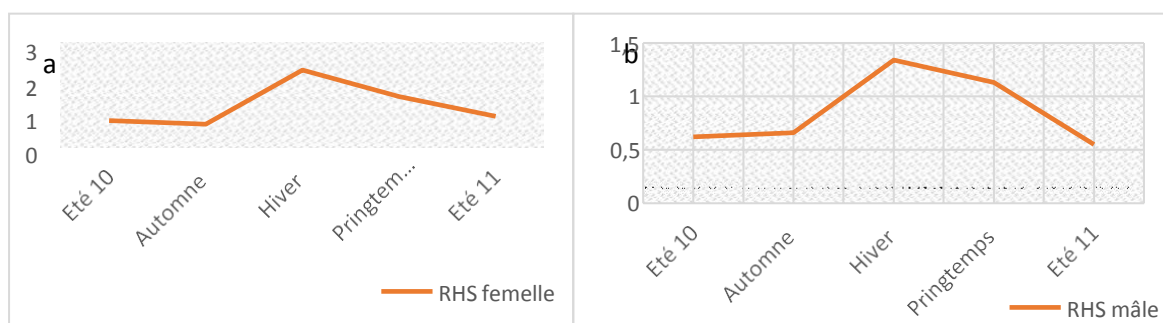


Figure 27 : Evolution saisonnière du RHS femelle en (a) et mâle en (b).

Selon les saisons, on remarque que les valeurs moyennes du RGS des femelles (fig. 26 a) durant la première saison estivale est élevé avec 15%, en période automnale on assiste à une diminution importante atteignant les 5%, en hiver, le RGS augmente de nouveau, celui-ci enregistre une forte augmentation en période printanière pour atteindre le maximum la prochaine saison estivale avec près de 17%. La valeur moyenne du RGS enregistrée pendant les deux saisons estivales renseigne sur la période de ponte. En automne, une proportion importante d'individus était en période des premiers stades de maturité sexuels ce qui est à l'origine des valeurs faibles du RGS. Des valeurs plus importantes ont été enregistrées durant la période hivernale ce qui indiquel'existence d'un nombre important d'individus qui ont atteint des stades plus avancés de maturation gonadique. La recrudescence du RGS au printemps et le signe du début de maturation des gonades. Les valeurs moyennes du RGS mâle (fig. 26b), montrent un maximum de 1,3% enregistré en période printanière et une diminution continue durant les 3 autres saisons qui se suivent. Le mâle de la carpe argentée est mature à partir du printemps contrairement à la femelle qui est mature en été. En ce qui concerne le rapport hépato-somatique (RHS) femelle (fig. 27 a), les moyennes sont importantes à partir de l'automne et enregistrent leur pic en hiver (2.2%). Le RHS diminue au printemps avec une valeur de 1,2% pour atteindre des valeurs minimales pendant les deux saisons estivales (inférieur à 1%). Pour les mâles (fig. 27 b), les valeurs les plus importantes du RHS sont signalées durant les deux saisons automnale (0.8%) et hivernale (1.3%).

1-6-Evolution du RGS et RHS femelle et mâle en fonction de la longueur totale

L'évolution du RGS en fonction de la taille totale (Fig. 28 et 29) et du RHS en fonction de la longueur totale (Fig. 30 et 31) chez les mâles et les femelles *H. molitrix* montre qu'il n'y'a aucune corrélation entre le RGS et la taille totale (LT) et entre le RHS et la taille totale.

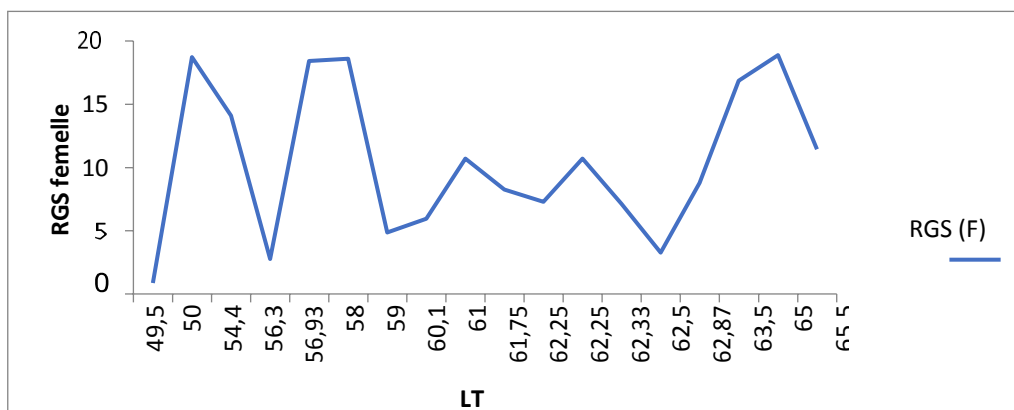


Figure 28 : Evolution du RGS femelle en fonction de la longueur totale (LT)

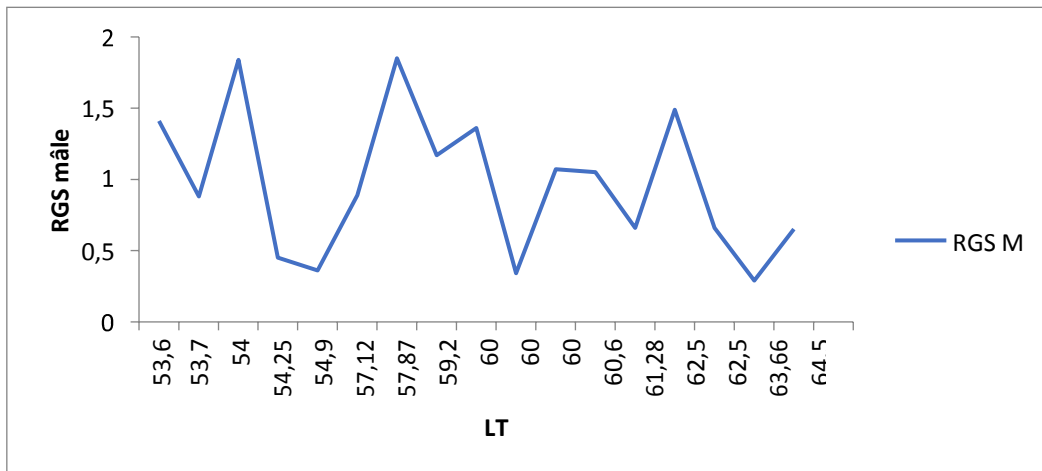


Figure 29 : Evolution du RGS mâle en fonction de la longueur totale (LT)

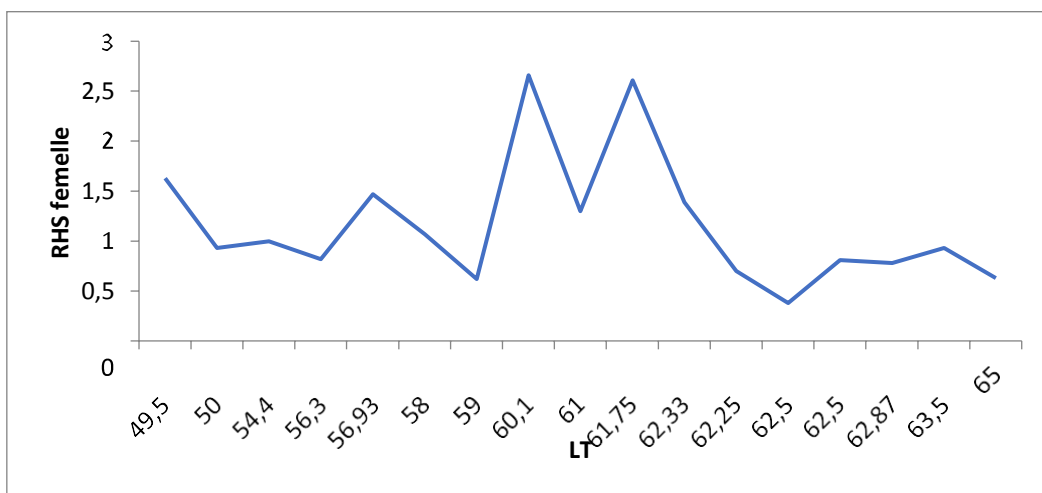


Figure 30 : Evolution du RHS femelle en fonction de la longueur totale (LT)

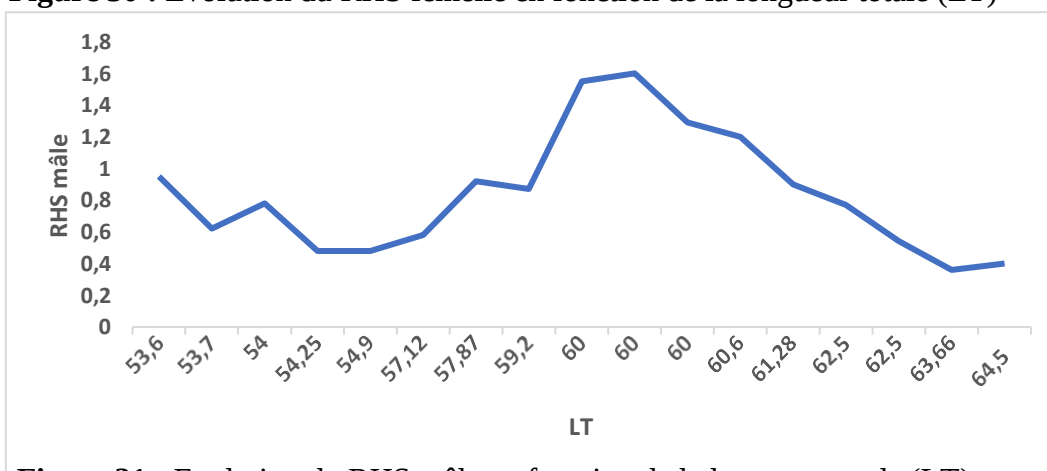


Figure 31 : Evolution du RHS mâle en fonction de la longueur totale (LT)

1-7-Evolution de l'indice K femelle et mâle en fonction des mois

Les facteurs K femelles (Fig.32), étaient respectivement de 0,95 et 0,94 durant les mois de mai et juin 2010, ils chutent progressivement entre juillet et novembre pour atteindre la valeur de

0.83, ils remontent ensuite pour atteindre le maximum en mars 2011, ils chuteront par la suite pour atteindre les valeurs les plus faibles entre juin, juillet et août. Quant à la condition des mâles (Fig.32), le facteur K enregistre entre mai, juin et juillet 2010 ses valeurs les plus importantes de l'ordre de 0,92 et 0,94 et 0,91, il chute à 0,75 en Septembre et remonte entre Octobre et Décembre 2010, il diminue ensuite pour atteindre sa valeur la plus faible en Février 2011 (0,68). La valeur du facteur K oscillera par la suite entre 0,86 et 0,98 entre les mois de Mars et Septembre 2011.

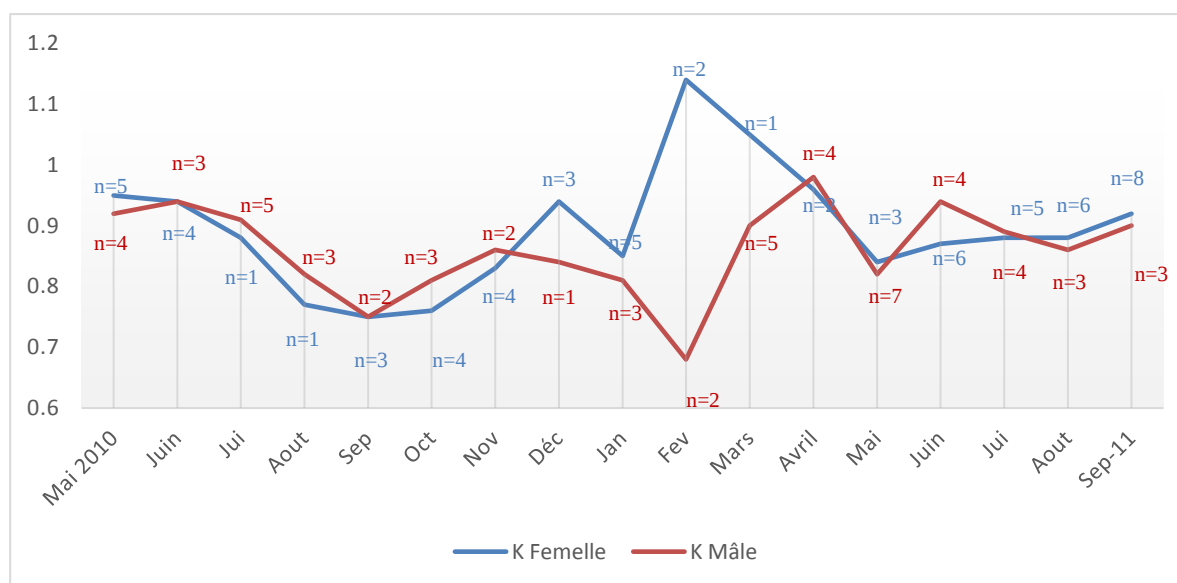


Figure 32 : Evolution de l'indice K femelle et mâle en fonction des mois.

Le facteur K de la femelle *H. molitrix*, reste légèrement plus élevé en hiver, ce qui reflète le bon état de la carpe argentée femelle, qui se manifeste par une accumulation de réserves indispensables (Bouhbouh, 2002). Il diminue considérablement pendant la période de fraie qui coïncide en partie avec la courte saison sèche (juillet, août, septembre). Le déclin du facteur de condition de la femelle *H.molitrix* pendant la phase de fraie était probablement dû en partie à la libération des gamètes des gonades et en partie à l'utilisation de la source d'énergie (réserve de graisse) pour l'activité de fraie (Sudarshan et Kulkarni, 2013 ; Bouhbouh, 2002).

Le facteur de condition (K) des adultes atteint généralement sa valeur la plus faible au cours de la période suivant immédiatement le frai, et il faut plusieurs semaines ou plusieurs mois pour récupérer des dépenses énergétiques imposées par la production de gamètes et l'activité de fraie (Mann, 1974 ; Jobling, 1994). La baisse du coefficient de condition pendant la période de ponte ou l'amaigrissement serait due à l'utilisation des réserves graisseuses dans l'élaboration des produits sexuels. Au contraire, l'accroissement avant la période de ponte met en évidence

l'importance du poids des gonades. Le mâle n'évolue pas de manière synchrone avec la femelle, mais sa condition baisse soudainement pendant l'hiver contrairement à la femelle et enregistre des valeurs légèrement plus élevées pendant la période de ponte en été, cela signifie que le mâle était prêt à pondre avant la femelle et a utilisé ses réserves d'énergie.

1-8-Evolution de l'indice K femelle et mâle en fonction des saisons

Le facteur K femelle saisonnier (fig. 33a) enregistre ces deux valeurs les plus importantes en hiver 0,97% et au printemps 0,95% contrairement au mâle (fig. 33b) qui montre les valeurs les plus élevées au printemps et en été et la plus faible en hiver 0,77%. Donc en hiver les femelles enregistrent la valeur la plus élevée pour l'indice K et les mâles la valeur la plus faible. Au printemps chez les femelles, l'indice baisse lentement pour atteindre 0,95 et tombe ensuite à 0,87 en été, ce qui indique une période de résorption par une dépense d'énergie et la perte de poids (kraiem 1994). Enfin, l'indice de masse diminue à 0,85 indiquant une période de repos sexuel. Le K des mâles (figure 33b) est plus élevé au printemps, il oscille autour de 0,9. Il baisse légèrement à 0,89 en été et continue de baisser pour atteindre une valeur de 0, 83, avant d'atteindre sa valeur minimale de 0,77 en hiver. Les mauvaises conditions environnementales (baisse de température) ont eu comme résultat la diminution du métabolisme des poissons, d'où une baisse de la surcharge pondérale somatique (Kraiem & Pattee, 1980).

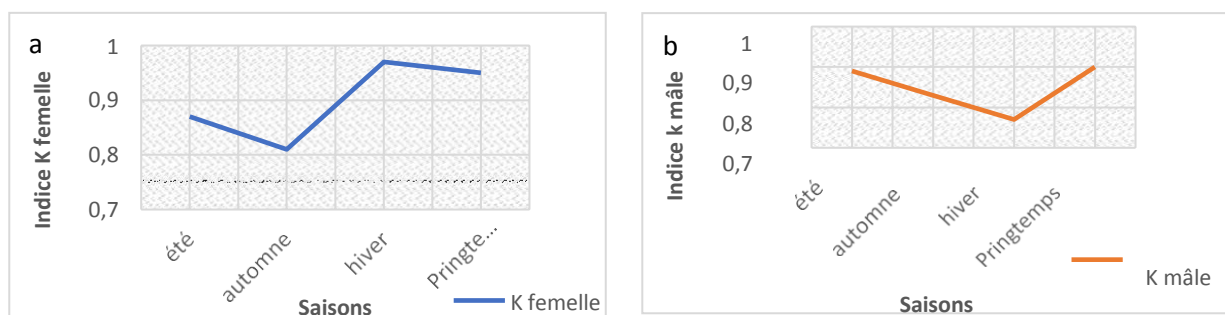


Figure 33 : Evolution de l'indice K femelle en (a) et mâle en (b) en fonction des saisons.

1-9-Approche quantitative de l'ovogenèse

1-9-1-Diamètres des ovocytes et des noyaux de *H.molitrix* pendant la phase de maturation sexuelle à différent stades définis

1-9-1-1-Diamètres des ovocytes de *H.molitrix* pendant la phase de maturation sexuelle à différent stades définis

L'étude du diamètre des ovocytes est un outil nécessaire pour évaluer la périodicité de la reproduction des poissons (Sundarabarathy et al, 2004). Le diamètre des follicules ovariens Fig.

34) augmente de manière significative à partir du stade Ia (105 ± 2 microns) au stade V. (1180 ± 60 microns).

L'ovocyte au stade IV, mesure 108 ± 8 microns. Cette croissance est particulièrement importante à partir du stade II. L'analyse statistique a montré une différence significative entre les diamètres des follicules entre les stades I (Ic), II, III pour X²-α, mais pas de différence significative entre le stade IV et le stade V ($p < 0,05$). Le nombre d'ovocytes observés au stade V est très faible et de ce point il n'y a pas d'ovocytes au stade de maturation finale ou des œufs au stade de la post-ovulation. La perte de la membrane et l'atrophie des follicules ne nous a pas permis d'inclure ces stades dans l'analyse.

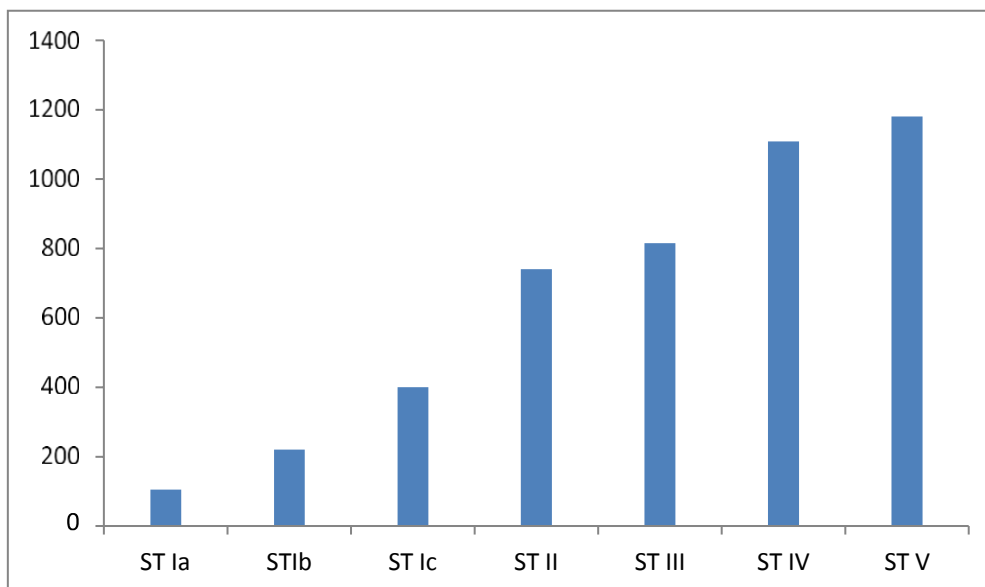


Figure 34 : Diamètres moyens des ovocytes en fonction des stades sexuels.

Dans les résultats actuels, le diamètre des ovocytes a montré les valeurs les plus élevées pendant les mois de frai, suggérant la période de la saison de reproduction (Roy et Mandal 2015). Chez *H. molitrix* du barrage de kherratta, la croissance des diamètres des ovocytes est particulièrement importante dès le stade II. Le diamètre minimal des ovocytes a été observé au stade de la chromatine nucléaire et le diamètre maximal au stade vitellin tertiaire. Il a été montré précédemment que les diamètres d'ovocytes les plus élevés ont été observés de mai à juin (RGS > 14) correspondant à la synthèse maximale de la vitellogénine et des œstrogènes et au début de la saison de reproduction (Lenhardt et Cakic 2002 dans Khalid et al. 2012). Dans son environnement naturel, le diamètre des ovocytes mûrs avant la fraie est de 0,6-1,01 mm en Ouzbékistan (Kamilov et Komrakova 1999) et de 0,5 à 1,7 mm à Syr Darya au Kirghizistan.

(Abdullayev et Khakberdiyev 1989), dans notre étude, la valeur maximale était de 1,4 mm observé au stade V.

1-9-1-2-Diamètres des noyaux de *H.molitrix* pendant la phase de maturation sexuelle à différent stades définis

La taille du noyau (Fig.35) augmente significativement entre le stade Ia et le stade IV et ce diamètre varie beaucoup entre le stade IV et le stade V

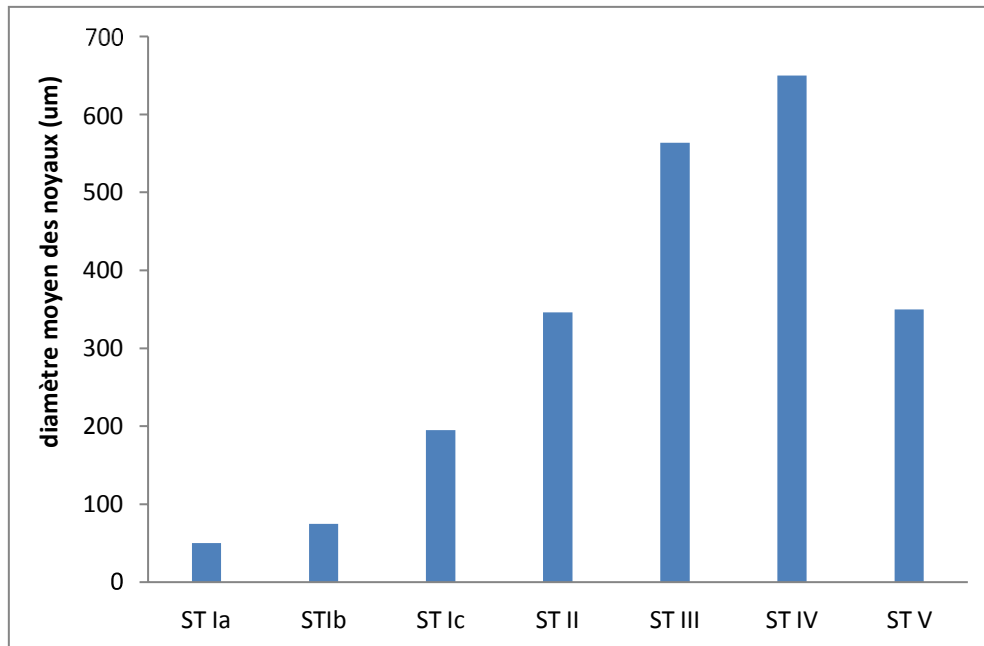


Figure 35 : Diamètres moyens des noyaux en fonction des stades sexuels.

1-9-2-Diamètres des follicules ovariens par stade de développement en µm

La dynamique de l'ovogenèse peut être visualisée au moyen de graphes représentant le nombre de follicules ovariens présents sur une coupe d'ovaire, en fonction de leur diamètre (Fig.36). Ces histogrammes sont d'allure unimodale dans les ovaires immatures et en début maturation puis présentent une allure bimodale dès l'apparition du stade II. Les follicules primaires sont toujours quantitativement les plus nombreux.

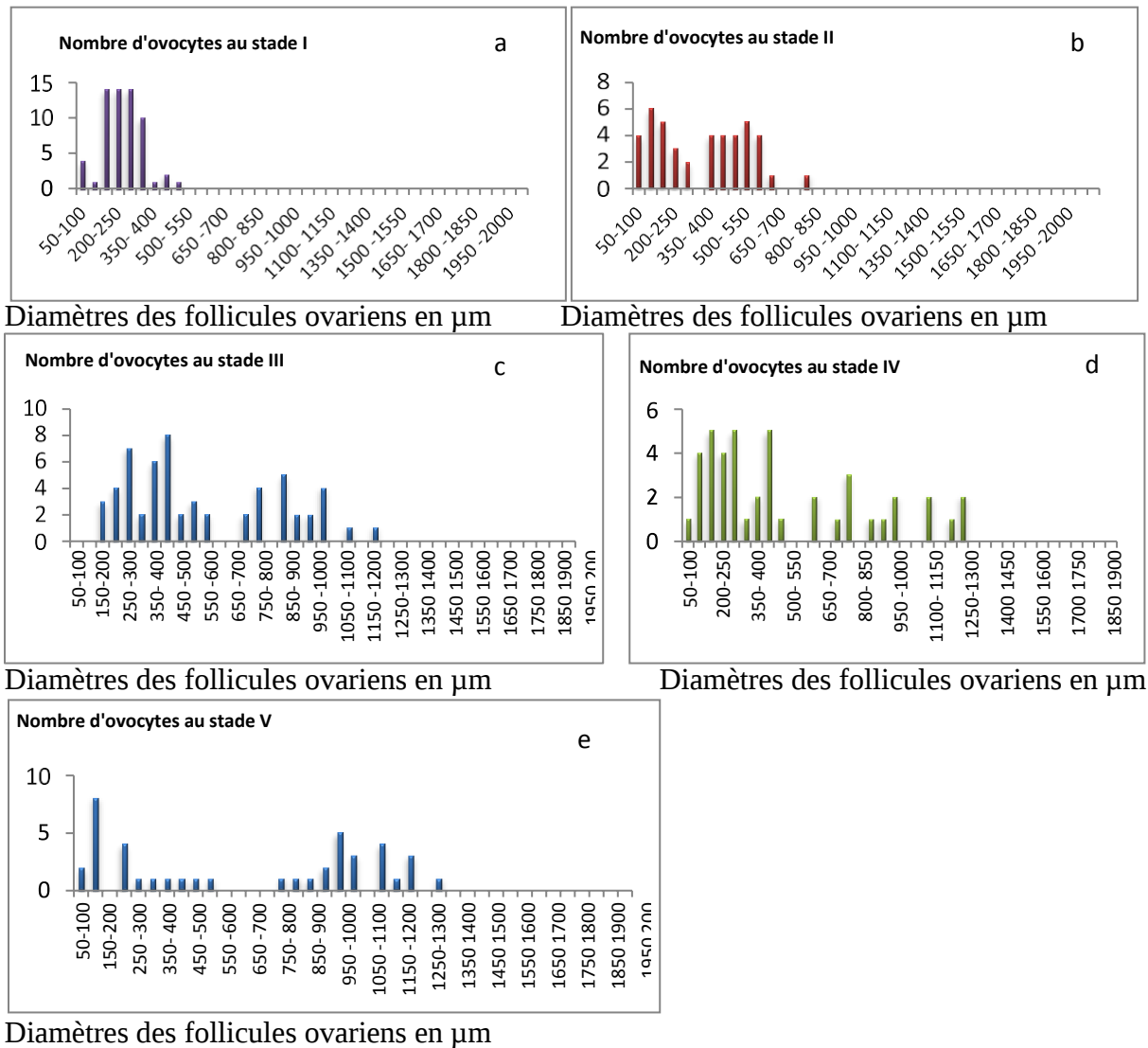


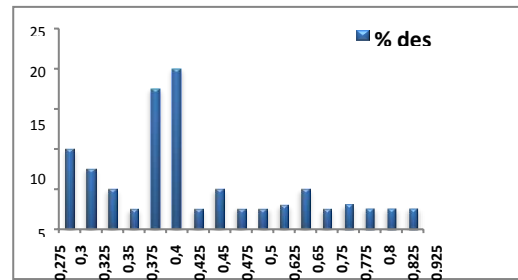
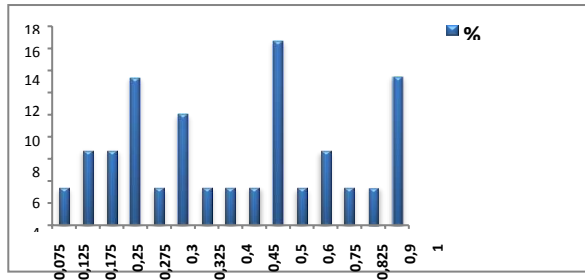
Figure 36 : Distribution des diamètres des follicules ovariens chez *H. molitrix* à cinq stades de maturation différents

- a :** Mesures effectuées dans un ovaire dont les follicules les plus avancés sont au stade I
- b :** Mesures effectuées dans un ovaire dont les follicules les plus avancés sont au stade II
- c :** Mesures effectuées dans un ovaire dont les follicules les plus avancés sont au stade III
- d :** Mesures effectuées dans un ovaire dont les follicules les plus avancés sont au stade IV
- e :** Mesures effectuées dans un ovaire dont les follicules les plus avancés sont au stade V

1-9-3-Distribution des diamètres ovariens par mois

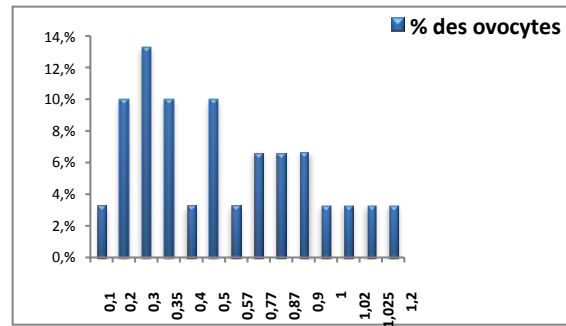
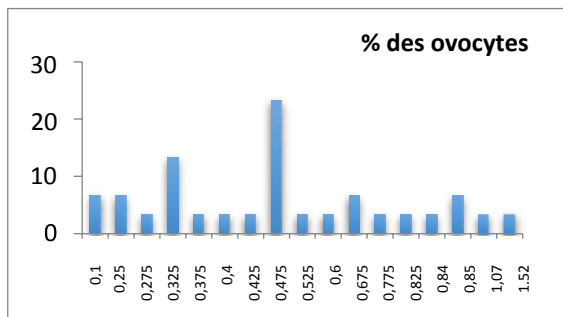
L'étude de la distribution de fréquence des diamètres des ovocytes contenus dans l'ovaire permet de préciser la période de ponte et de connaître si la ponte s'effectue en une seule fois ou s'il existe plusieurs pontes successives au cours d'un même cycle sexuel (Bouhbouh, 2002). La distribution des fréquences des diamètres des ovocytes a été réalisée mensuellement. Les ovocytes (Fig.37) du stade I, de diamètre faible (50 à 500 μm), sont présents toute l'année dans des proportions importantes (83%). Le stade II, caractérisant le début de la prévitellogenèse, est

également présent durant tout le cycle annuel, mais dans des proportions moindres (57%). Les stades III et IV, représentant la fin de la vitellogenèse, sont également présent toute l'année, le stade V est atteint à partir du mois de mai et constitue jusqu'en juillet, le stade le plus avancé de l'ovaire. La taille de l'ovocyte atteint 2.27 um.



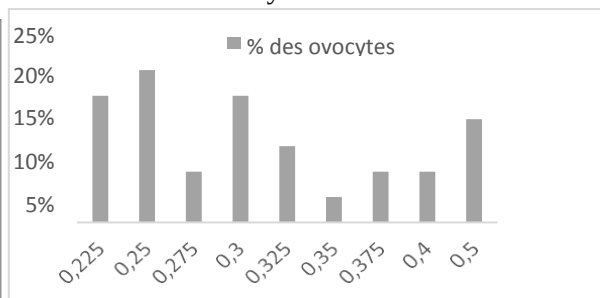
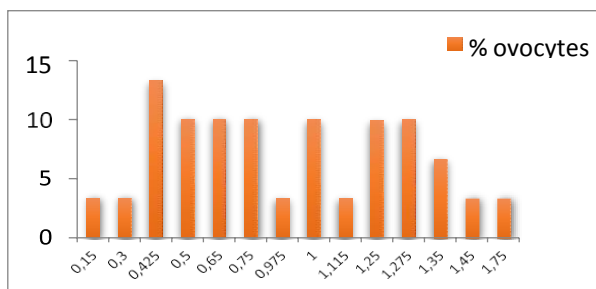
Diamètres des ovocytes du mois d'octobre 2010

Diamètres des ovocytes du mois de Novembre 2010



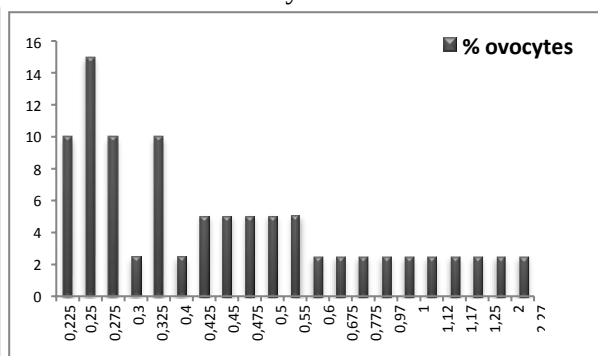
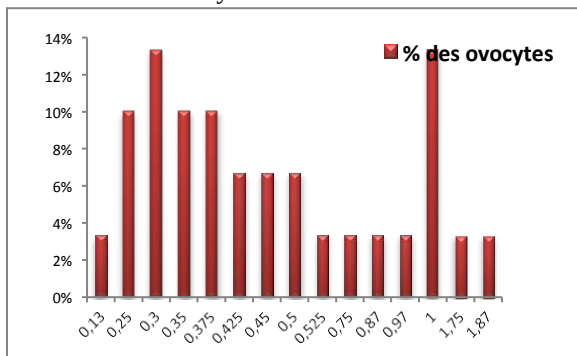
Diamètres des ovocytes du mois de Décembre

diamètres des ovocytes du mois de Janvier



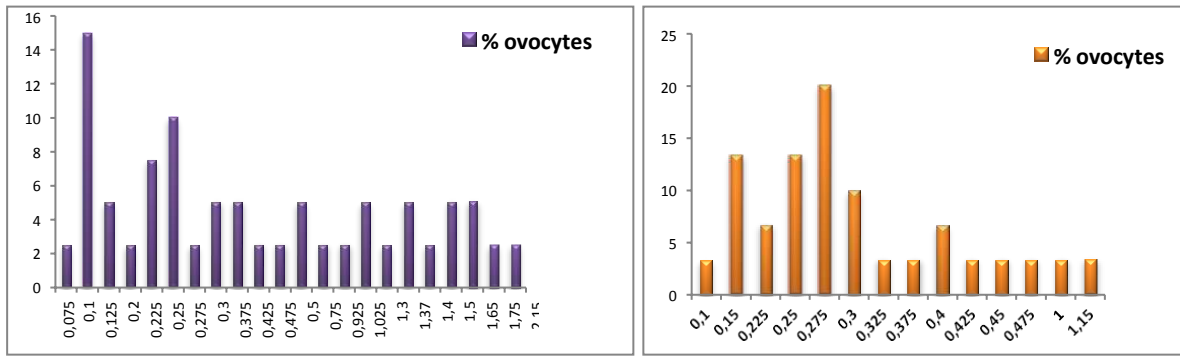
Diamètres des ovocytes du mois de Février

Diamètres des ovocytes du mois de Mars



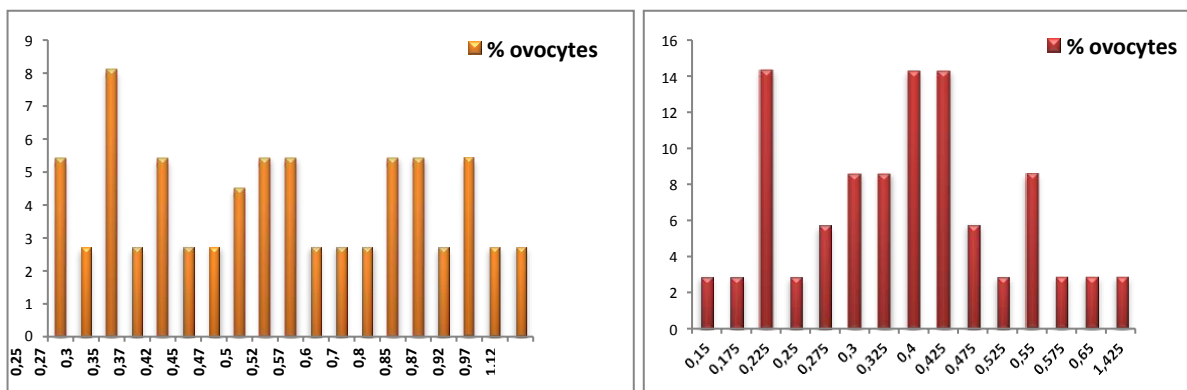
Diamètres des ovocytes du mois d'Avril

Diamètres des ovocytes du mois de Mai



Diamètres des ovocytes du mois de juin

Diamètres des ovocytes du mois de juillet



Diamètres des ovocytes du mois d'Aout

Diamètres des ovocytes du mois de Septembre 2011

Figure 37 : Diamètres des ovocytes en fonction des mois.

La distribution des ovocytes se présente sous forme de deux lots : le premier correspond aux œufs de remplacement, le second aux ovocytes qui vont subir la maturation. Vers le mois de mai et juin, nous avons des ovocytes en voie de maturation. Au mois de mai l'ovocyte atteint un diamètre maximal de 2,27 mm, alors qu'au mois de juin le diamètre est de 2,15. Le diamètre diminue nettement les mois de juillet et août. Une autre augmentation des diamètres des ovocytes débutera au mois de septembre et se poursuivra probablement pour atteindre un autre pic entre les mois d'avril et mai (Fig.37 et fig.38). A la suite de ces observations, nous déduisons que les mois de mai et juin correspondent à la période de pré-ponte. En effet, le plus grand mode représente les ovocytes qui seront les premiers pondus ou lâchés, ceux qui ont un petit mode sont dépourvus de réserves et vont subir une croissance trophoplasmique postérieure à la période de fraie (MASON, 1985). Chez *H. molitrix* la ponte devrait s'étaler théoriquement du mois de juillet au mois de septembre. En effet chez la plus-part des Cyprinidés, les femelles ovulent partiellement, la reproduction de chaque femelle comprend plusieurs pontes successives qui sont séparées par des intervalles de temps variables (Gillet, 1985). Le développement asynchrone de l'ovaire est également mis en évidence par l'analyse des diamètres ovocytaires.

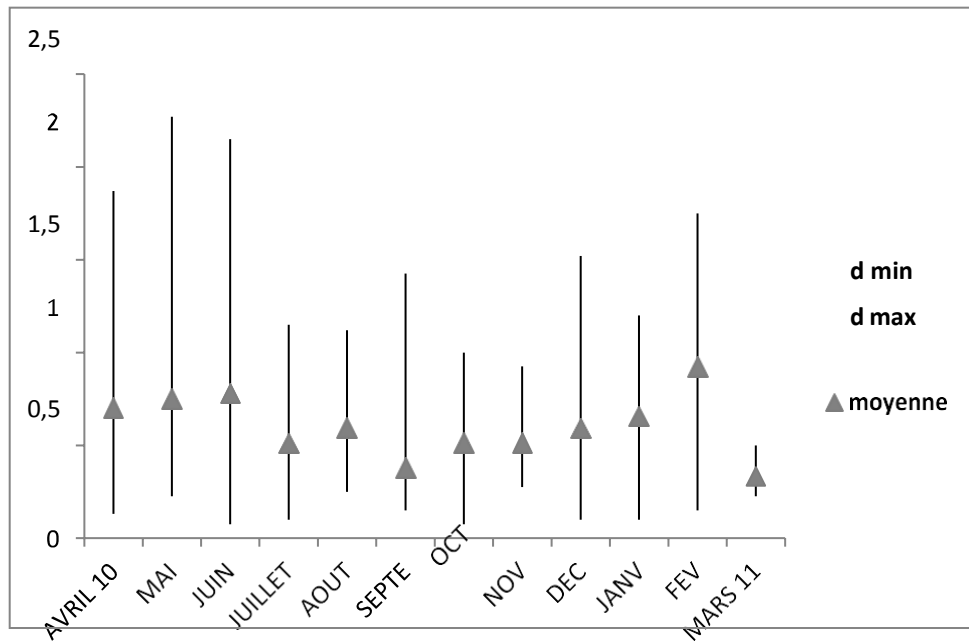


Figure 38 : moyenne des diamètres des ovocytes par mois

1-9-4-Evolution du RGS, du RHS, de l'indice K femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois

1-9-4-1- Evolution du RGS femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois

L'étude des variations mensuelle du RGS avec les diamètres ovocytaires a révélé (Fig. 39) une moyenne corrélation (0,56). En période printanière et estivale cette corrélation augmente et elle est de 0,89. Les valeurs maximales des deux paramètres (RGS et DIA_OV), ont été enregistrés les mois de mai et juin 2011, ce qui signifie que les femelles sont arrivées au stade de maturation : stade 4 et 5 en macroscopie et stade IV en microscopie ce qui s'exprime par la présence d'ovocytes avec des diamètres élevé (2270 µm et 2215 µm) respectivement en Mai et Juin.

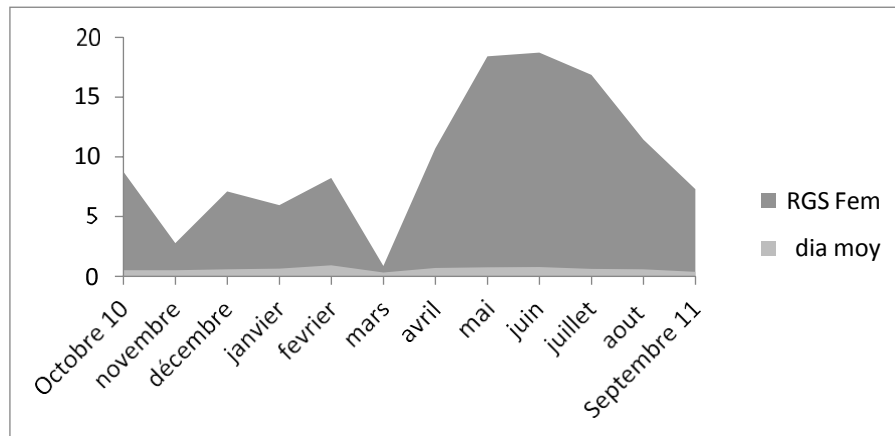


Figure 39 : Evolution du RGS femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois

En ce qui concerne les autres saisons automne et Hiver la corrélation entre ces deux paramètres est faible du côté positif, cela est dû à la température de l'eau qui fluctuent entre ces mois, les gonades de la carpe argenté se développent rapidement quand la température de l'eau est assez élevé et très lentement à basse température, si elle accumule 1200° jours, elle est mature.

1-9-4-2- Evolution du RHS femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois

La comparaison des variations du RHS et les diamètres ovocytaires (Fig. 40) donne une corrélation moyenne de l'ordre de 0.49, cette corrélation est de 0.82 en automne et en hiver mais elle est très faible de l'ordre de 0.029 au Printemps et en été. Les valeurs les plus élevées du RHS sont enregistrées en hiver et au printemps là où les diamètres des ovocytes sont les moins importants.

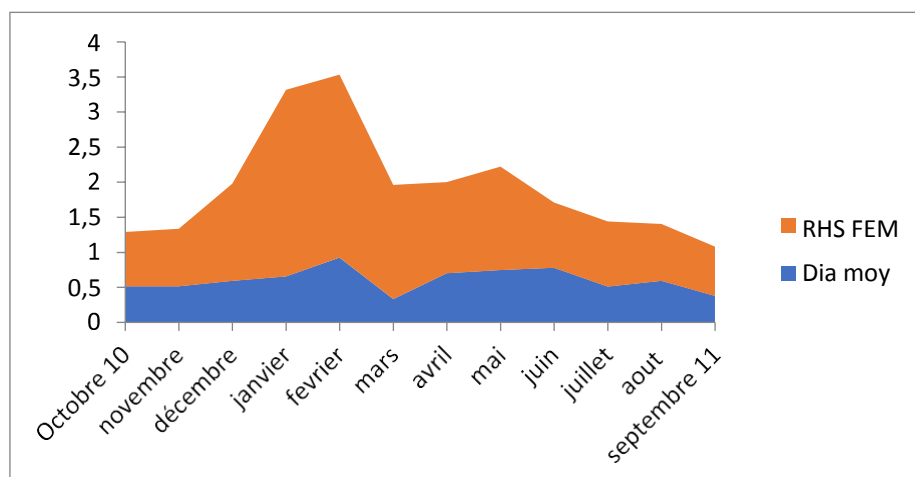


Figure 40 : Evolution du RHS femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois

La comparaison des valeurs du RHS avec les diamètres ovocytaires, montre une évolution inverse par rapport à celle du RGS. Au mois de janvier le RHS atteint sa valeur maximale de 2.66, alors que le diamètre est de 0.657 correspondants au stade macroscopique 1 et au stademicroscopique II. C'est le moment de l'accumulation des réserves.

1-9-4-3- Evolution du K femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois

La comparaison des variations du facteur K avec les diamètres ovocytaires donne une corrélation positive mais faible (Fig. 41).

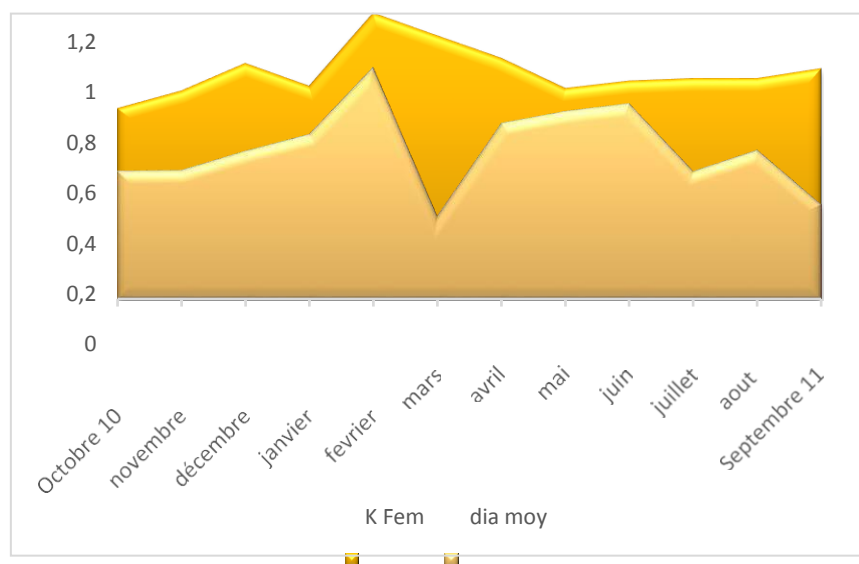


Figure 41 : Evolution de l'indice K femelle et des diamètres moyens des ovocytes en fonction des mois

1-9-4-4-Evolution du RGS, du RHS, de l'indice K femelle et du nombre moyen des ovocytes en fonction des mois

L'étude des variations mensuelle du RGS avec le nombre d'ovocytes a révélé (Fig.42a) une corrélation faible du côté négative (-0.55). La valeur du RGS la plus importante enregistrée en juin correspond au minimum de nombre d'ovocytes, par contre là où le RGS est plus faible, le nombre d'ovocyte est le plus important, ce qui signifie que les femelles sont arrivées au stade de maturation. Les valeurs les plus élevées du RHS sont enregistrées en hiver et au printemps là où le nombre des ovocytes est le plus important. En général il y'a une faible corrélation du côté positif (0.12) entre ces deux paramètres (Fig.42b). La comparaison des variations du facteur K avec le nombre d'ovocytes donne une corrélation moyenne positive (0.42) (Fig. 42c).

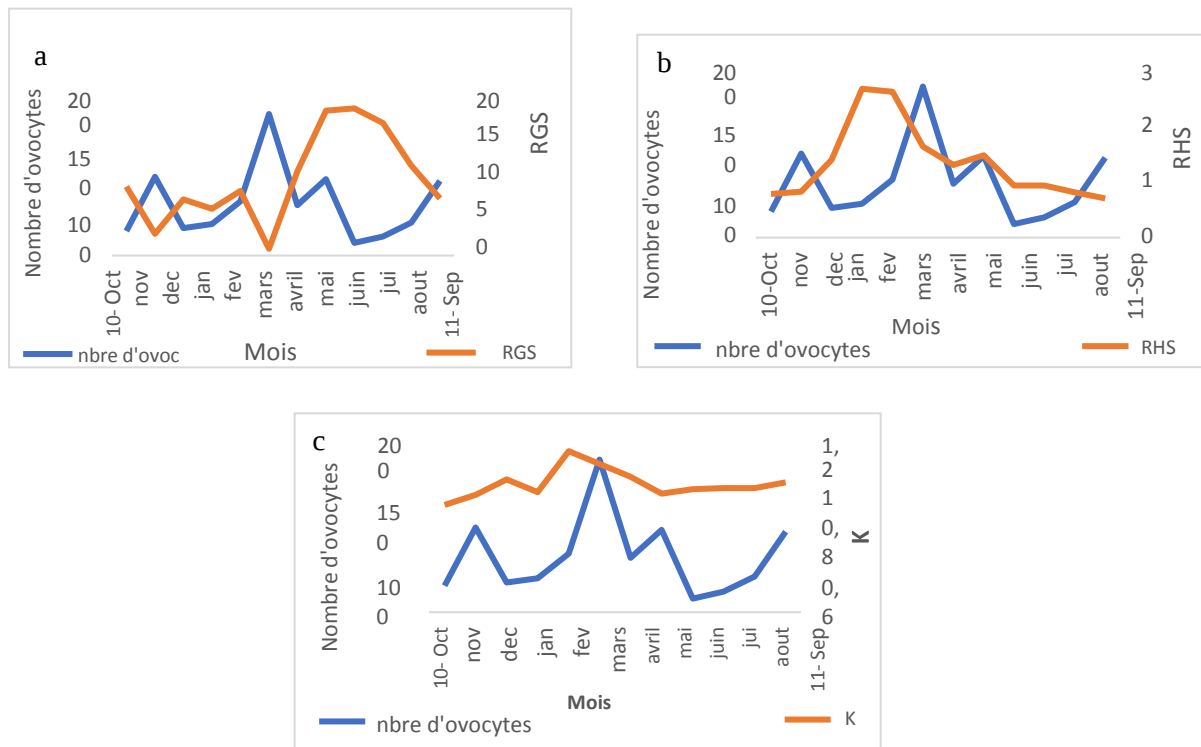


Figure 42 : Evolution du RGS en (a), RHS en b et le facteur de condition K en (c) et du nombre moyen des ovocytes en fonction des mois.

1-10- Approche quantitative de la spermatogénèse

Pour l'étude de la dynamique de reproduction du mâle carpe argentée nous avons opté pour la mesure du nombre de tubes séminifères et leur diamètre sur un grossissement constant (X 10) ce qui revient à examiner une surface constante sur la coupe histologique.

1-10- 1-Variation du nombre et des diamètres moyens des tubes séminifères au cours du cycle

1-10-1-1- Variation du nombre moyens des tubes séminifères au cours du cycle

Entre septembre et février le nombre de tubes augmente progressivement et varie entre 41 et 130 tubes. Le mois d'octobre n'a pas été considéré par absence de matériel biologique. Le nombre diminue à partir du mois de mars et il est minimal les mois de mai et juin (17 et 20 tubes) (fig. 43). Cela montre qu'en période de reproduction le nombre de tube est minimal.

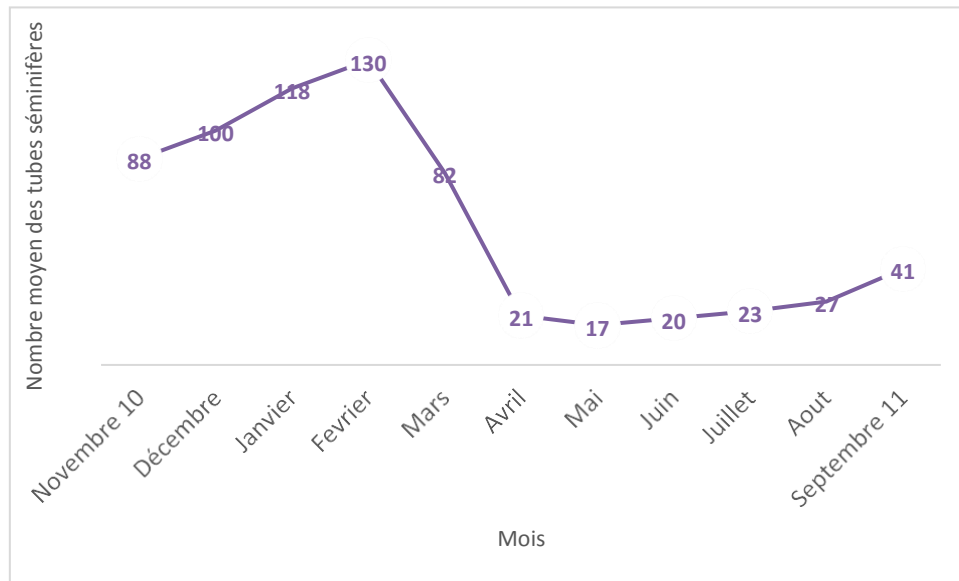


Figure 43 : Evolution du nombre moyen des tubes séminifères au cours de l'année

1-10-1-2- Variation des diamètres moyens des tubes séminifères au cours du cycle

Pour la moyenne des diamètres des tubes (Fig.44), ces derniers augmentent à partir d'octobre, novembre et atteignent une valeur maximale en été (juin, juillet et aout) avec un maximum de 981 μm en juillet, il diminue à partir de Septembre. L'augmentation du diamètre en été signifie que la maturation est active. L'interaction entre les deux paramètres (diamètres et nombre de tubes) montre que lorsque le diamètre moyen est maximal, le nombre de tubes est minimal et vice versa (Fig. 43 et 44).

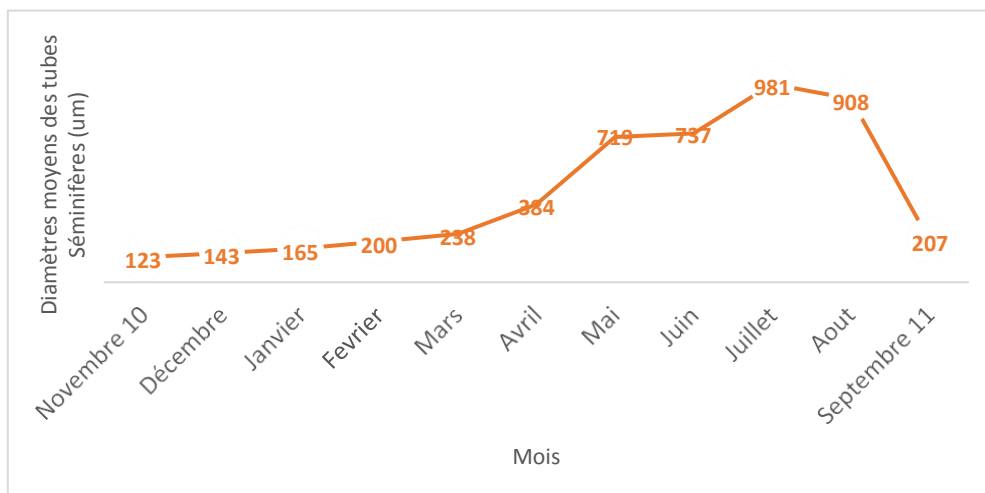


Figure 44 : Evolution du diamètre moyen (μm) des tubes séminifères au cours de l'année.

Il y'a une amplification cellulaire induisant l'augmentation de la surface du tube, ce qui conduit à cette évolution inverse entre les deux paramètres. L'augmentation du diamètre reviendrait

à conclure que la spermatogénèse est arrêtée et quelle est remplacée par la spermiogénèse. Cela veut dire que la spermiogénèse est active à partir d'avril et la spermatogénèse arrive par la suite au début de l'automne. Ces observations concordent avec les conclusions de (Bouhbouh, 2002) sur le *barbus callensis*.

1-10-2- Evolution du diamètre et du nombre des tubes séminifères en fonction des stades de maturité au cours du cycle.

On remarque (Fig.45 et 46), que le stade III, enregistre le nombre de tubes le plus bas et les diamètres les plus élevés par contre les stades I et II immature et en maturation possèdent les diamètres les plus bas mais le nombre de tubes séminifères est important.

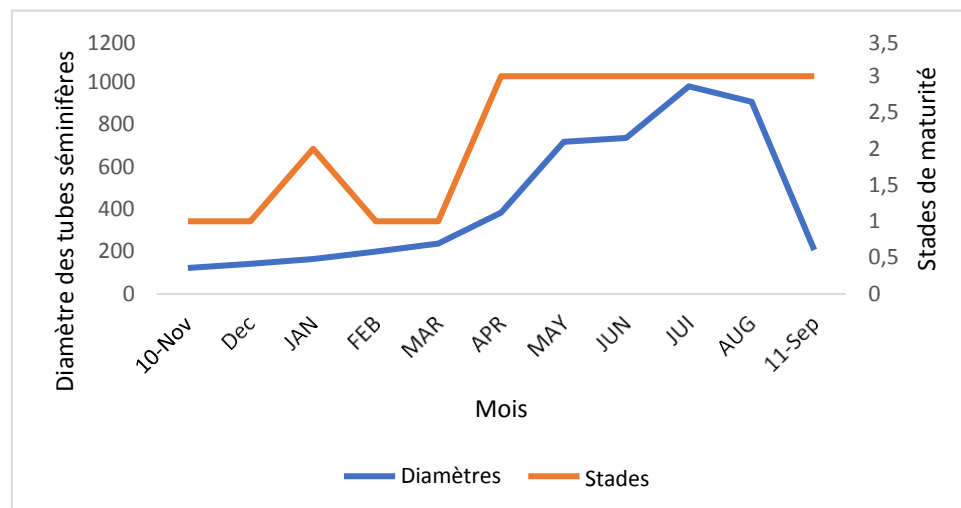


Figure 45 : Diamètres des tubes séminifères (µm) en fonction des stades de maturité entre novembre 2010 et septembre 2011.

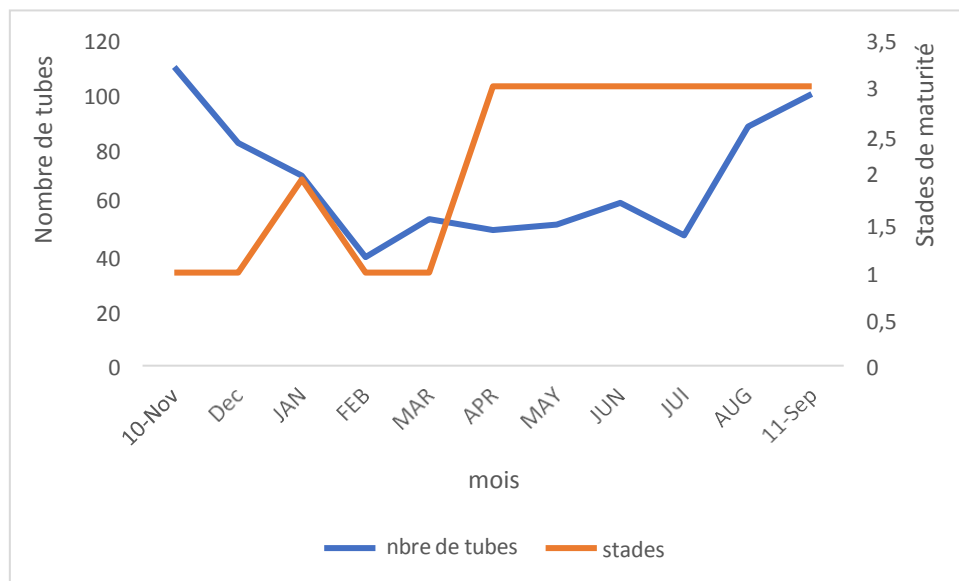


Figure 46 : Nombre des tubes séminifères en fonction des stades de maturité entre novembre 2010 et septembre 2011

1-10-3-Interaction entre les diamètres et le nombre des tubes séminifères et le RGS en fonction des mois

Les figures 47a et 47b montrent l'existence d'une évolution inverse entre le RGS et le nombre de tubes séminifères.

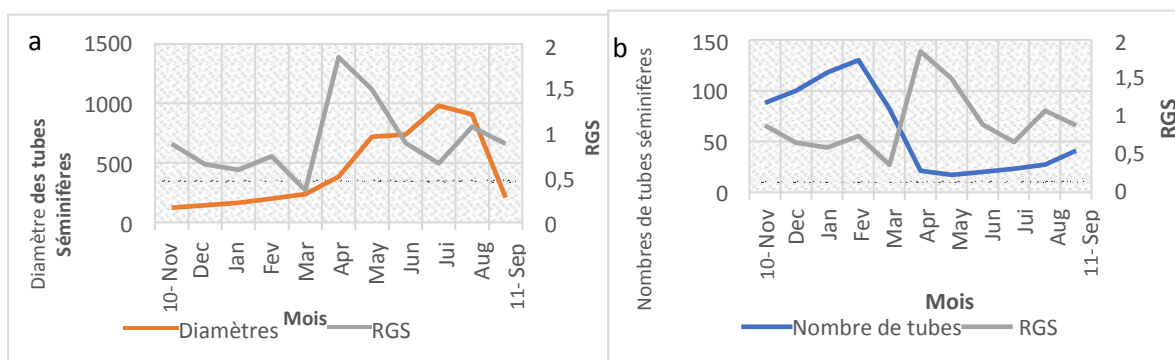


Figure 47 : Courbe d'évolution du RGS en fonction du diamètre moyen en (μm) en (a) et du nombre des tubes séminifères en (b) et des mois.

Durant la saison de reproduction, la surface des coupes de testicules est occupée par un nombre faible de tubes, ce qui est dû à la valeur élevée de leurs diamètres. Ceci explique la relation inverse entre le RGS et le nombre de tubes observé entre novembre et février, à ce moment, les tubes sont réduits et par conséquent le RGS prend des valeurs minimales. Entre avril et août, la spermatogenèse est intense, ce qui a pour conséquences l'augmentation des diamètres des tubes et leur saturation en spermatozoïdes, d'où l'élévation du RGS.

Les valeurs les plus élevées pour le RGS et les diamètres des tubes séminifères sont enregistrés au printemps et en été. La courbe du RGS suit de près celle des diamètres des tubes séminifères avec un léger décalage dans le temps, ce qui permet de conclure que la variation du RGS est occasionnée par la dynamique des diamètres des tubes séminifères, elle-même et une conséquence des variations du volume spermatique.

1-10-4-Interaction entre les diamètres et le nombre des tubes séminifères et le RHS en fonction des mois

Les variations du RHS sont inverses par rapport à celle de la moyenne des diamètres des tubes et du RGS (Fig.48)

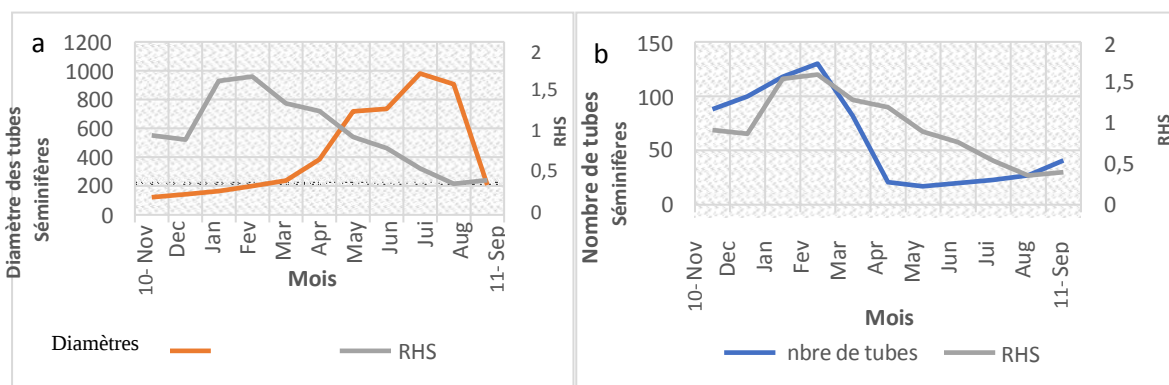


Figure 48 : Courbe d'évolution du RHS en fonction du diamètre moyen (μm) en (a) et des tubes séminifères en (b) et des mois.

le RHS augmente entre novembre et février, Le RHS minimal est observé en période de maturation des mâles entre mars et août au moment où les diamètres sont au maximum, le poisson durant cette période utilise ses réserves lipidiques, le RHS maximal est observé au moment où le nombre de tubes est maximale.

1-10-5 Interaction entre les diamètres et le nombre des tubes séminifères et l'indice K en fonction des mois

Le facteur K, varie d'une manière identique par rapport à la moyenne des diamètres des tubes et du RGS (Fig.49).

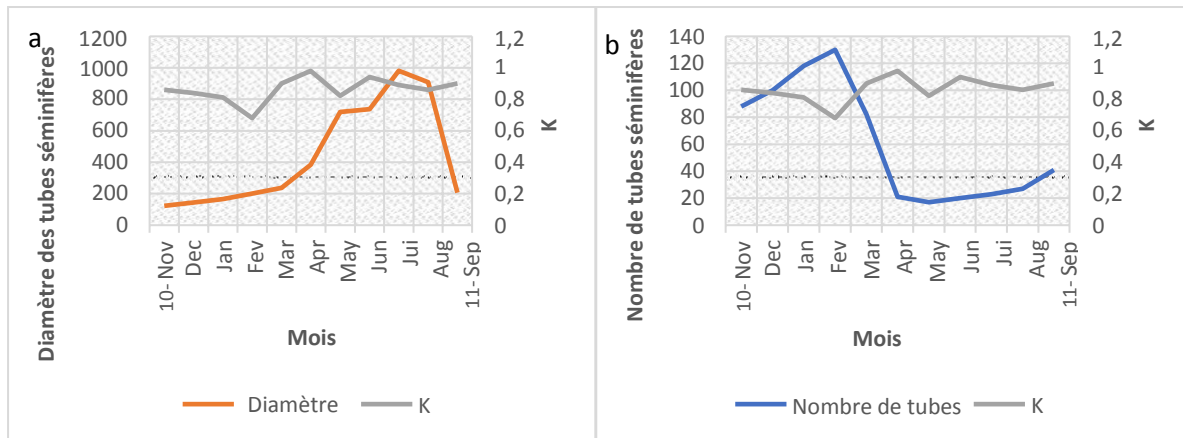


Figure 49 : Courbe d'évolution du facteur K en fonction du diamètre (µm) moyen en (a) des tubes séminifères en (b) et des mois.

1-11-Distribution mensuelle des stades de maturité femelles et mâles

Les ovocytes au mois de Septembre 2010 sont aux stades I et au stade d'atrésie, mais en octobre, on ne retrouve que des ovocytes au stade I et III avec des ovocytes atrétiques, des ovocytes au stade II et IV uniquement sont retrouvés le mois de novembre, en décembre les ovocytes sont aux stades I, III, IV, il existe également des ovocytes en état d'atrésie. Le mois de janvier 2011 est caractérisé par la présence d'ovocytes au stade II, III et IV. En février la majorité des ovocytes sont au stade II et IV. Le mois de mars est caractérisé par le retour des ovocytes au stade I. Durant le mois d'avril les ovocytes sont aux stades I, III, IV et des ovocytes en état d'atrésie, quant à mai, c'est les stades I et V qu'on retrouve, en juin on retrouve les stades I et V et des ovocytes atrétiques, En juillet tous les ovocytes sont au stade V avec beaucoup de follicules atrétiques, des ovocytes au stade I, II et IV et des follicules au stade atrétique sont retrouvés le mois de aout 2011. (Fig.50).

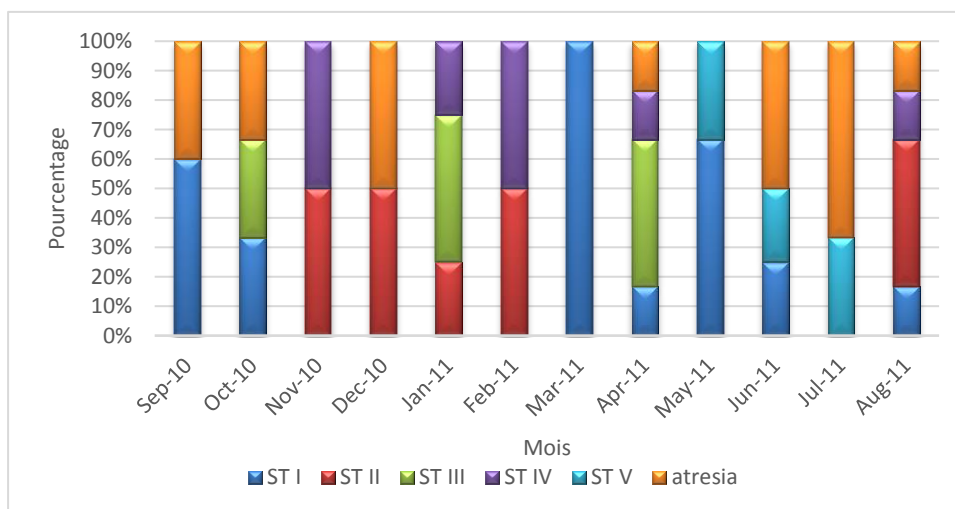


Figure 50 : Stades de maturation des femelles par mois.

Chez le mâle le stade I a été retrouvé de septembre à mars enregistrant un pic d'abondance les mois d'octobre, novembre, décembre, février et mars. Le stade II a été observé entre avril et mai atteignant un maximum le mois de mai. Le stade de maturation qui est le stade III a été observé entre avril et septembre avec un pic de fréquence durant les mois de juin, juillet et août (Fig. 51).

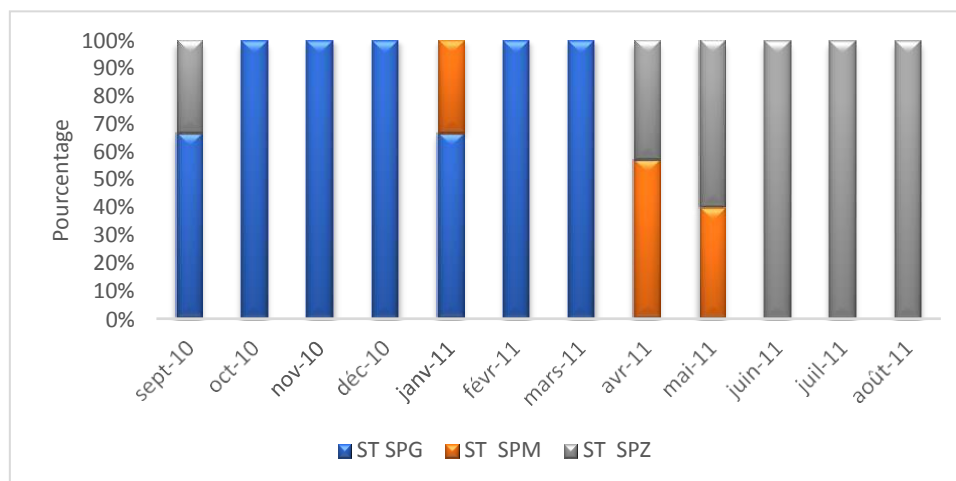


Figure 51 : Stades de maturation des mâles par mois.

L'étude de la dynamique ovarienne montre que 26.08 % des ovaires sont au stade I ; 17.39% sont au stade II et III ; 13.04 % au stade IV ; 4.34% au stade V et 21, 73% sont des ovocytes au stade d'atrésie. Tous les stades de développement de la femelle à l'exception du cinquième ont été retrouvés le long du cycle de reproduction, la vitéllogénèse est continue montrant qu'il n'y a pas de période de repos dans le développement des gonades. Le stade le plus développé (stade V) a été observé exclusivement entre mai et juillet à une proportion n'excédant pas les 30%. Les spermatozoïdes de la période de maturation des mâles ont été observés entre avril et septembre, et la fréquence la plus élevée a été observée entre juin et août.

1-12-Histologie des gonades

1-12-1-Organisation générale de l'ovaire

L'examen des coupes histologiques des ovaires de *H.molitrix* à différentes périodes du cycle sexuel a montré pour la totalité des individus, la présence de plusieurs stades de développement ovocytaires à différent niveau de maturité au sein d'un même ovaire :

Stade I : Stade péri-nucléaire

Au sein de l'ovaire (Fig.52), nous observons un amas de cellules qui sont de deux types : L'ovogonie qui est une cellule de petite taille avec un gros noyau (N) excentrique et un cytoplasme dense et homogène. Elle résulte de la division mitotique de la cellule germinale. Elle va donner naissance à l'ovocyte I, avec un noyau central plus gros présentant un ou plusieurs nucléoles (Nu) et un cytoplasme toujours homogène. Chaque ovocyte I est entouré d'une couche épaisse, la thèque interne (TI). Les ovocytes à ce stade sont de forme irrégulière, de tailles comprises entre 4 et 160 μm et sont observés dans un nid germinatif. Les ovocytes sont petits et étroitement assemblés à l'intérieur de la matrice de l'ovaire ; le développement s'est arrêté à la première phase de croissance.

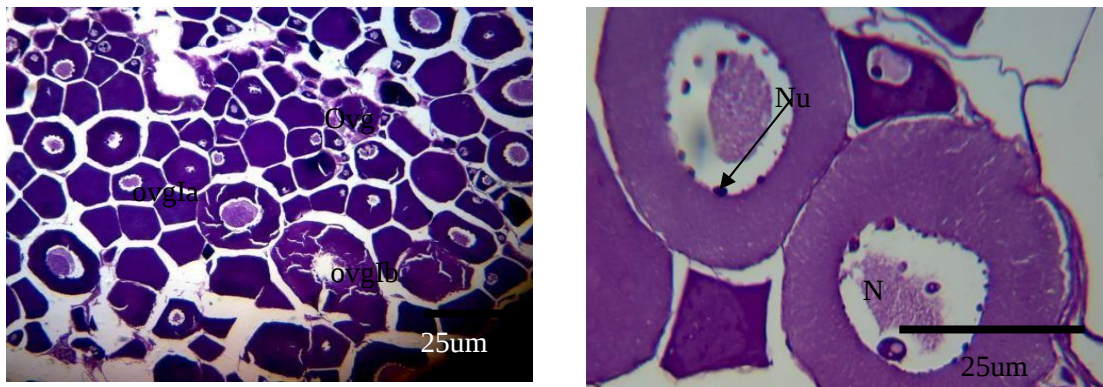


Figure 52 : Coupes histologiques au niveau des ovaires de *H.molitrix* illustrant des ovocytes au stade I. Ovg : ovogonies ; Ovg Ia : ovogonie Ia ; Ovg Ib : ovogonie Ib ; Op : ovocyte I ; N noyau ; Nu :nucléoles

Stade II : stade de formation de vacuoles vitelline

La cellule gamétique augmente de volume et devient ovocyte II (Fig.53) Son cytoplasme commence à devenir hétérogène par la présence de vacuoles lipidiques (VL) organisées en couronne à la périphérie. Une double couche cellulaire s'installe : à la thèque interne s'ajoute la granulosa. Beaucoup d'ovocytes sont au stade primaire. Ce stade est marqué par l'augmentation de la taille des ovocytes primaires (60 à 220 μm), leurs formes sphériques et leur migration hors du nid germinatif. La chromatine est totalement dispersée dans le noyau qui présente de nombreux nucléoles situés contre la membrane nucléaire.

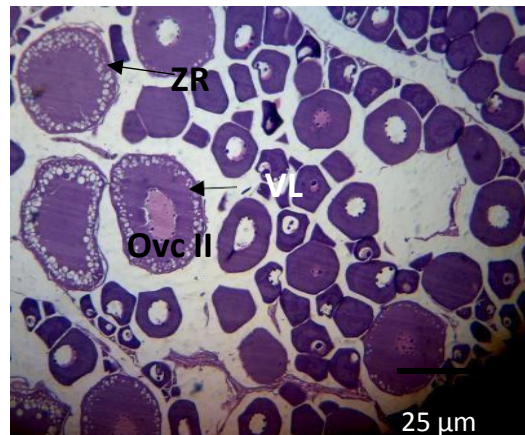


Figure 53 : Coupes histologiques au niveau des ovaires de *H. molitrix* illustrant des ovocytes au stade II. ZR : zona radiata ; Ovc II : Ovocytes secondaire ; VL : vitellus

Stade III (stade vitellin primaire)

Correspond à la transformation de l'ovocyte II en ovotide de plus grande taille (Fig.54). Son cytoplasme entouré de membrane cytoplasmique (MC), commence à être envahi par les vacuoles lipidiques, avec apparition de nouvelles inclusions de nature lipoprotéique (ILP). Un ensemble de couches cellulaires s'installe, il s'agit de : la zona radiata (ZR) la granulosa (GR), et la thèque interne (TI). Il existe des ovocytes au stade secondaire mais y'a plus qui sont au stade tertiaire, mais les ovocytes à tous les stades de développement sont présents ; la maturation des ovocytes s'est arrêtée au stade tertiaire. La fin de la phase de croissance primaire constitue le début du troisième stade de développement des follicules ovariens. Les ovocytes à ce stade contiennent des ovocytes mesurant entre 230 et 790 µm caractérisé par un noyau central (70 à 160µm) à la membrane nucléaire denticulée, le noyau est de coloration homogène avec de nombreux nucléoles situés à la périphérie. Le cytoplasme commence à devenir hétérogène par l'apparition d'alvéoles corticaux à la périphérie des ovocytes. Une succession de plusieurs couches minces entoure certains ovocytes, de l'ovocyte vers la périphérie du follicule ovarien (Fig. 54), la zona radiata, la couche de cellules folliculaires aplaties, la lame basale, et les cellules thécales très allongées.

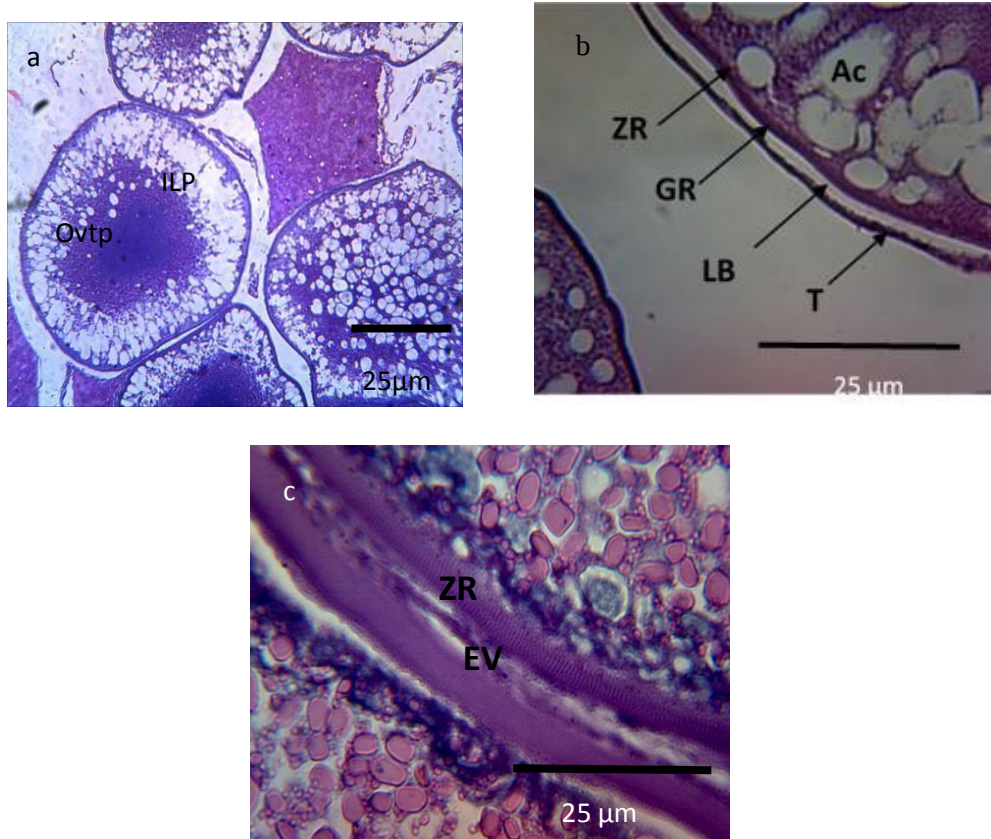


Figure 54 : Coupe histologique au niveau des ovaires de *H.molitrix* illustrant des ovocytes au stade III : (a) ovocytes au stade III ; (b) formation des différentes couches folliculaire ; (c) formation de la zona radiata. Ovtp : ovotide primaire ; ILP : inclusion lipoprotéique ; GR : Granulosa ; T : théca ; LB : Lame basale; ZR : zona radiata ; EV : espace vitellin

Stade IV (stade vitellin secondaire)

Les inclusions lipoprotéiques fusionnent progressivement en globules (GL) qui constituent les futures plaquettes vitellines. Ces dernières repoussent les vacuoles lipidiques à la périphérie de l'ovotide. Entre la thèque interne et la granulosa, le chorion (CR) s'est bien développé par la présence de cellules allongées (Fig.55).

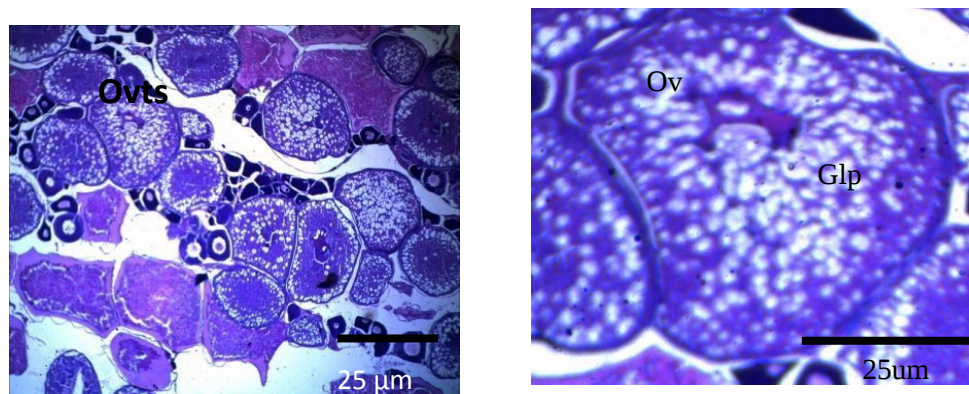


Figure 55 : Coupe histologique au niveau des ovaires de *H.molitrix* illustrant des ovocytes au stade IV ; Ovts : ovotide secondaire ; Glp : globules lipoprotéique.

Stade V : Stade vitellin tertiaire

Les globules de protéine de jaune remplissent au moins deux tiers du cytoplasme (Fig. 56). Les ovocytes atteignent la taille maximale (1000 -1450 μm). La formation de globules de vitellus a entraîné une augmentation rapide du volume et du diamètre de la cellule. Au cours de cette étape, nous observons le début de la migration de la vésicule germinale du centre de l'ovocyte vers la périphérie. Ces ovocytes au stade V se distinguent par leurs membranes plissées, c'est le début de la dégénérescence des ovocytes

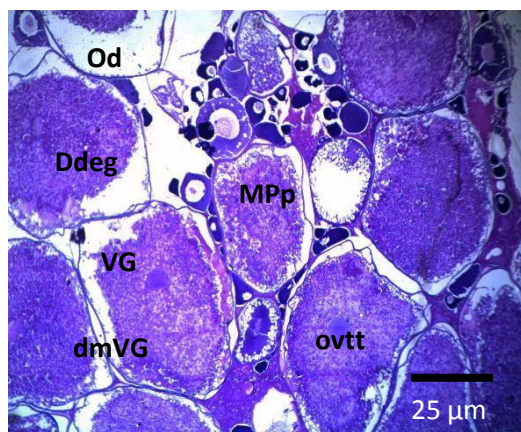


Figure 56 : Coupe histologique au niveau des ovaires de *H.molitrix* illustrant des ovocytes au stade V ; Ovtt : ovotide tertiaire ; VG : vésicule germinale ; Ddeg : Début de dégénérescence de l'ovocyte ; MPp : membrane plasmique plissée ;dmVG : début de migration de la vésicule germinale ;Od : ovocyte dégénéré ; Ovtt : ovotide tertiaire

Atrésie

C'est l'atrésie, toute la cellule prend un aspect de dégénérescence et la limite des cellules folliculaires devient irrégulière. A la fin de ce stade, la zona radiata est complètement désintégrée (Fig. 57). L'ovaire contient des ovocytes artéritiques sans vésicules germinales (rupture) en nombre important, nous remarquons la présence d'ovocytes au stade primaire, ils vont être résorbés avant le développement de la prochaine cohorte de développement ovocytaire. L'Atrésie est issue de la dégénérescence des ovocytes au stade III et IV. Ces ovocytes artéritiques sont dispersés dans l'ovaire et se distingue par leur membrane plasmique plissée, les ovocytes en stade V ont dégénérés par absence de ponte. Les ovocytes artéritiques ou apoptose sont des ovocytes qui ont subi une interruption du processus vitellogénique ou la maturation finale à cause de l'interruption de la régulation hormonale du processus de la reproduction (Chevalier, 2007). Les follicules artéritiques apparaissent compacts sous microscope avec une structure vascularisé. Le nombre de follicules artéritiques augmente

le long de la saison de pré-reproduction et de reproduction et c'est un reflet du degré du succès de la femelle. Ça se produit chez toutes les espèces et elle reflète l'adéquation des facteurs de l'environnement. L'atrésie folliculaire peut se produire au cours de tous les stades de l'ovogenèse ce qui régule le nombre d'ovocytes qui se développe le long du processus de la reproduction, affectant la fécondité des espèces.

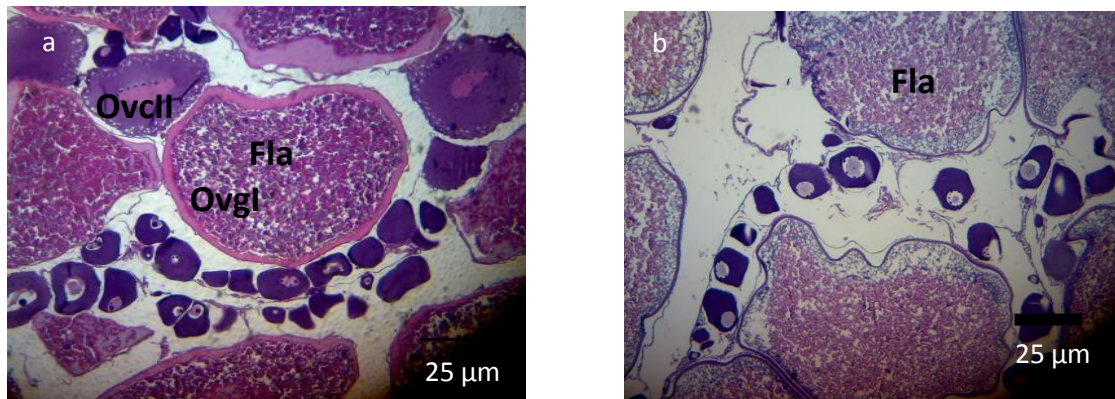


Figure 57 : Coupe histologique au niveau des ovaires de *H.molitrix* illustrant des ovocytes au stade d'atrésie. (a) Atrésie au stade II ;(b) au stade V ;Fla : follicule atrétiques ; Ovg Ia : ovogonies Ia ; Ovc II : ovocyte au stade II.

1-12-2-Organisation générale du testicule

Un examen macroscopique montre que le testicule de la carpe argentée est un organe pair, allongé, localisé dans la partie médiane et antérieure de la cavité abdominale. Les testicules immatures sont rosés, les matures sont blancs. Sur cette coupe se distingue également la membrane du testicule, appelée couramment *tunica albuginea* (Figure 58a). Dans chaque lobe (Figure 58b) du testicule, les tubes séminifères sont en forme de doigt de gant et se terminent à l'extrémité aveugle du testicule. Cette géométrie confère une structure lobulaire au testicule de la carpe argentée.

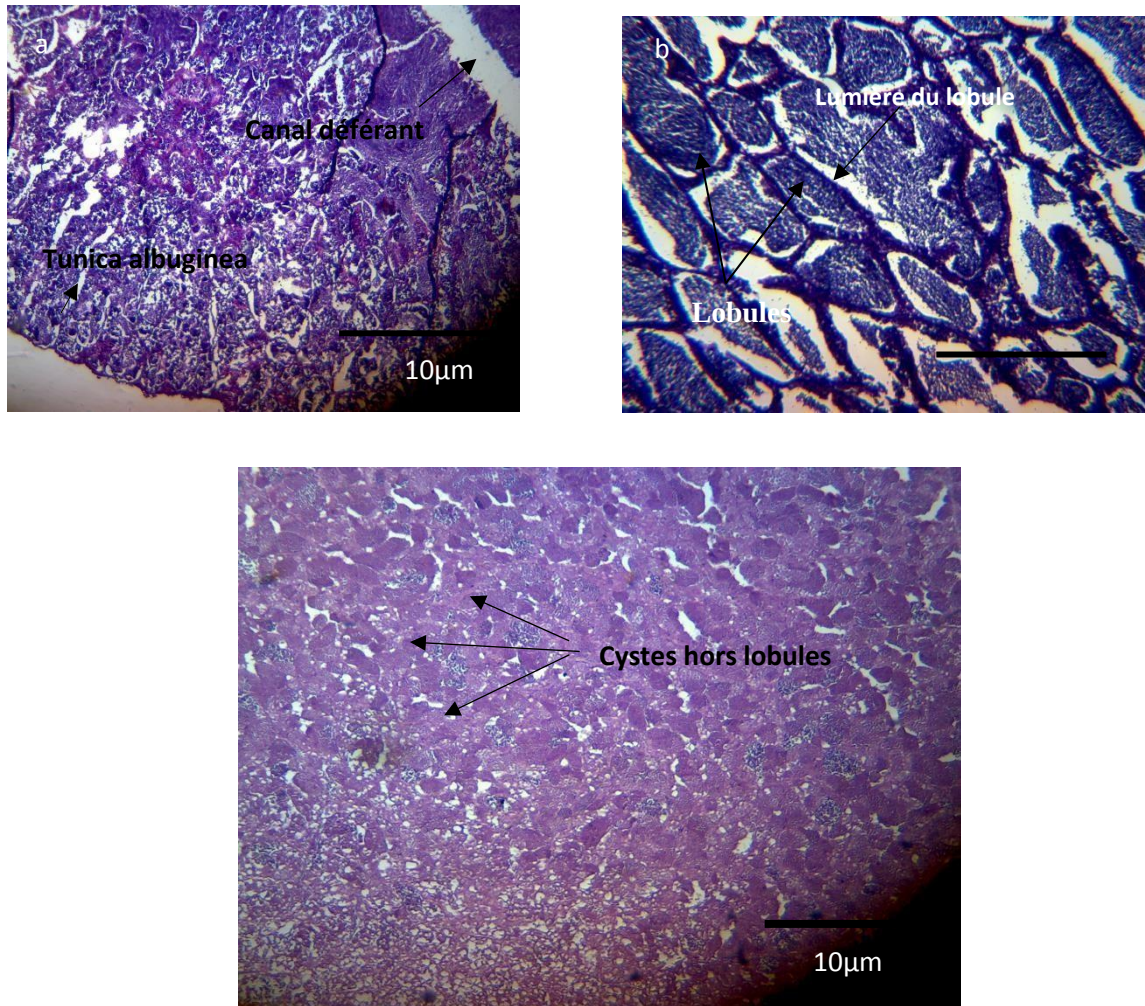


Figure 58 : coupe histologique montrant une vue général du testicule de *H.molitrix* (a) ; lobules et lumière de lobules (b) et des cystes hors lobules en (c)

Tous les stades évolutifs de la cellule germinale ont été observés au cours de cycle de développement du testicule de *H. molitrix* du barrage de Kheratta.

Testicules immatures

Les spermatogonies primaires sont alignées dans les tubules séminifères. Leurs noyaux sont plutôt larges et sombres. Le nombre de spermatogonies primaires augmentent avec le développement testiculaire. Les lobules sont petits et visible. Les spermatogonies sont abondantes dans l'épithélium germinale pendant que les cystes des spermatocytes et des spermatides entourent les lobules. La spermatogenèse a bien commencé. (Fig.59).

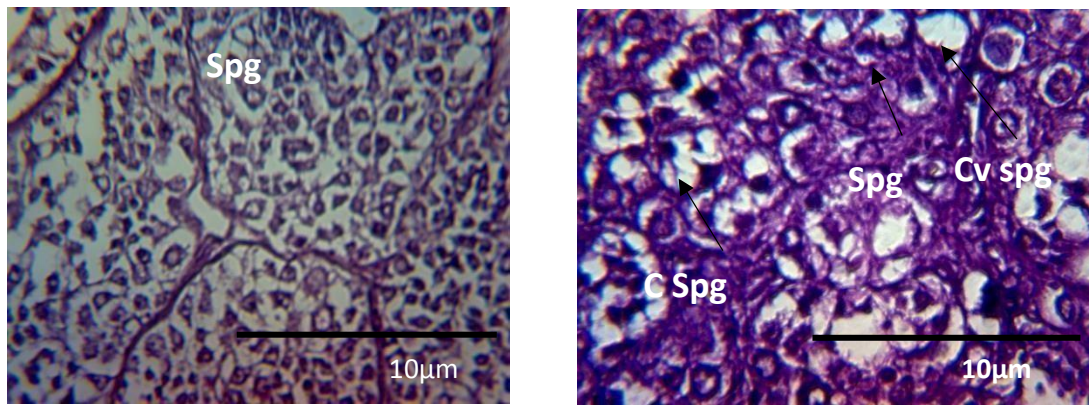


Figure 59 : Coupe histologique au niveau d'un testicule au stade I ; Spg : spermatogonie ; C Spg : cyste de spermatogonie ; Cv spg : Cyste vide de spermatogonie.

Testicules en maturation

Les spermatogonies secondaires se forment suite à la première division méiotique, elles sont alignées au-dessus des spermatogonies primaires. Les spermatogonies secondaires sont de taille plus petite et de couleur plus sombre que les spermatogonies primaires. Les lobules sont larges et séparés avec des petits tissus interstitiels. Ils contiennent des spermatogonies, spermatocytes et des spermatides périphériques et denses. La laitance peut être strippée par une pression sur l'abdomen (Fig.60).

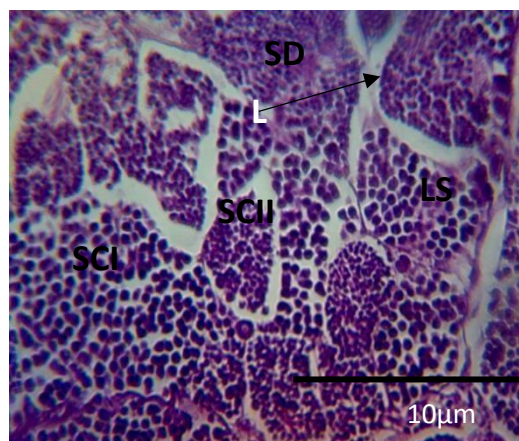


Figure 60 : Coupe histologique d'un testicule au stade II. SD : spermatides ; L lumen ; SCI et SCII : spermatocyste I et II ; LS : lobule séminifère.

Testicules matures

Dans la phase de maturation, le volume des tubes séminifères est dans le stade le plus développé. Les spermatozoïdes commencent à se former. Les spermatozoïdes matures remplissent la totalité de l'espace liminal. Durant ce stade la tête des spermatozoïdes est de couleur noir. Un petit nombre de spermatogonies primaires sont visibles autours des tubes Séminifères. Les lobules sont petits et visibles avec beaucoup de tissus interstitiels et de vaisseaux sanguins, les

spermatocytes et les spermatides sont rares. Les lobules sont clairs avec la présence de débris cellulaires et de spermatozoïdes résiduels (Fig. 61).

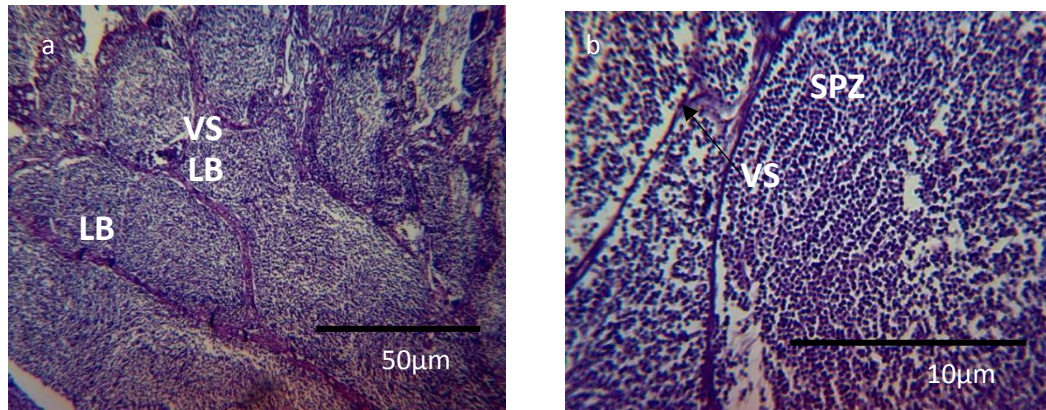


Figure 61 : Coupe histologique au niveau d'un testicule au stade III montrant des lobules et des vaisseaux sanguins en (a) et des spermatozoïdes en (b) ; LB : Lobules ; VS : vaisseau sanguin ; SPZ : spermatozoïdes.

Le développement des gonades est divisé en stades, définies par différents événements de l'ovogenèse et de la spermatogenèse. Le nombre de stades et de sous-stades gonadiques peut varier considérablement en fonction du processus de développement des gonades de chaque espèce mais également en fonction de différents critères de classification utilisés par les auteurs (Chevalier, 2010 ; Santos et al., 2005b). L'examen histologique des ovaires de *H.molitrix* à différents moments du cycle sexuel a révélé pour tous les individus la présence de plusieurs stades de développement des ovocytes à différents stades de maturité dans un même ovaire. Cette tendance se retrouve chez les espèces asynchrones qui pratiquent des pontes divisées pour une longue saison de reproduction (Thome et al., 2005).

Les résultats des études histologiques sur les ovaires de *H.molitrix* ont montré cinq stades de développement d'ovocytes, à savoir le stade péri-nucléolaire, le stade de la vésicule jaune, le jaune primitif, le jaune secondaire et le jaune tertiaire (migration précoce du noyau). Le stade de la migration du noyau et le stade des ovocytes hydratés n'ont pas été observés. Le développement s'est arrêté en été lorsque le RGS a enregistré sa plus haute valeur. Au cinquième stade, les granules de jaune commencent la fusion, mais le cytoplasme et le noyau ne migrent pas au pôle animal. Cet échec a été également constaté dans les conditions de captivité chez les carpes indiennes, *Labeo horita* (Lone et Hussain, 2009) et *Catla Catla* (Khaled et al. 2012). Dans la présente étude, tous les stades de développement gonadique chez

H. molitrix ont été identifiés selon les échelles modifiées par (Rinchard et al, 1998) ; Smith et Walker, 2004) ; (Dorostghoal et al, 2009) et divisés en trois périodes principales : pré-vitellogenèse, vitellogenèse et maturation.

Des ovocytes immatures sont présents dans les ovaires toute l'année. Leur présence dans les ovaires est plus importante en hiver et au printemps. La période de maturation (migration du noyau et hydratation) n'a pas été observée. La dynamique ovarienne montre que 43,47% des ovaires sont au stade pré-vitellogénique, 34,77% au stade vitellogène et 21,76% sont atrétiques. Au cours de l'automne, de l'hiver et du printemps, tous les stades de développement de I à IV sont observés dans les ovaires de la carpe argentée introduite dans le barrage de Kheratta. En été, les ovaires grossissent rapidement avec des augmentations évidentes de poids, évoluant du stade IV au stade précoce V. Cependant, l'examen histologique a révélé une asynchronicité des ovocytes et la présence d'une seconde génération d'ovocytes vitellogénétiques. Cela indique que les carpes argentées femelles du barrage de Kherrata ne se reproduisent pas.

Dans leur environnement naturel, les ovocytes passent rapidement du stade IV à la maturité. Le processus peut être complet en 20 à 40 heures après la montée du niveau de la rivière. Lorsque l'œstrus est artificiellement induit, la maturité peut être atteinte en 10 à 20 heures ou moins (Shen peirong, 1985). Lorsque les follicules ne libèrent pas les ovocytes matures, ceux-ci deviennent trop mûrs. Des données expérimentales et des applications pratiques ont montré que des ovocytes matures peuvent être obtenus par stimulation d'un ovocyte au stade IV (Shen peirong, 1985). Les ovocytes de stade V dégénèrent par manque de stimuli environnementaux. Selon (Podhorec et Kouril, 2009), En raison des conditions environnementales artificielles qui sont diamétralement différentes dans l'habitat naturel (les rivières). Les Cyprinidés présentent des dysfonctionnements du système endocrinien, principalement au niveau de la maturation finale des ovocytes (Yaron, 1995). Ceci est dû à une sécrétion insuffisante de LH (Mananos et al., 2009), nécessaire à l'activation de la FOM (Yaron et Levavi- Zermansky, 1986). Chez les espèces présentant ce problème, la vitellogenèse est complétée correctement, mais les ovocytes post-vitellogéniques ne peuvent pas subir de FOM et deviennent atrétiques. Le degré d'inhibition varie en fonction des conditions environnementales de chaque saison de reproduction (Cabrita et al.2009). L'atrésie peut toucher l'ensemble de la population d'ovocytes post-vitellogéniques de la gonade (Cabrita et al.2009).

Dans cette étude, les testicules de *H. molitrix* se développent plus tôt que les ovaires. Le volume des testicules a augmenté avec les stades de maturité. L'évolution mensuelle montre trois étapes de développement testiculaire :

Une reproduction intensive des spermatogonies dans le testicule, le stade immature est observé en décembre, janvier, février et mars. En avril, on observe un agrandissement rapide du volume testiculaire, les cellules sexuelles sont à tous les stades de la spermatogenèse. Les spermatides et les spermatozoïdes se forment à la fin de ce stade. À la fin du processus de spermatogenèse en mai, certains canaux de gonades sont remplis de spermatozoïdes matures ; La propagation des spermatozoïdes matures se fait en juin, juillet, août et septembre. La résorption des spermatozoïdes est observée en novembre. Les spermatocytes d'une nouvelle génération commencent à se développer et les testicules commencent un nouveau cycle sexuel. La femelle du barrage de Kherrata n'atteint pas la maturité finale contrairement au mâle qui réalise une spermatogenèse complète.

1-12- 3 Cas d'un spécimen intersexué.

1-12- 3- 1 Etude morphologique de l'appareil reproducteur

Dans le cadre de cette étude portant sur le cycle sexuel de *H.molitrix*, chez un individu mâle, un cas d'intersexualité a été constaté (Fig.62), l'observation macroscopique de la gonade des spécimens normaux a montré l'existence d'une paire d'ovaires de couleur grise chez les femelles et d'une paire de testicules de couleur blanche chez les mâles.

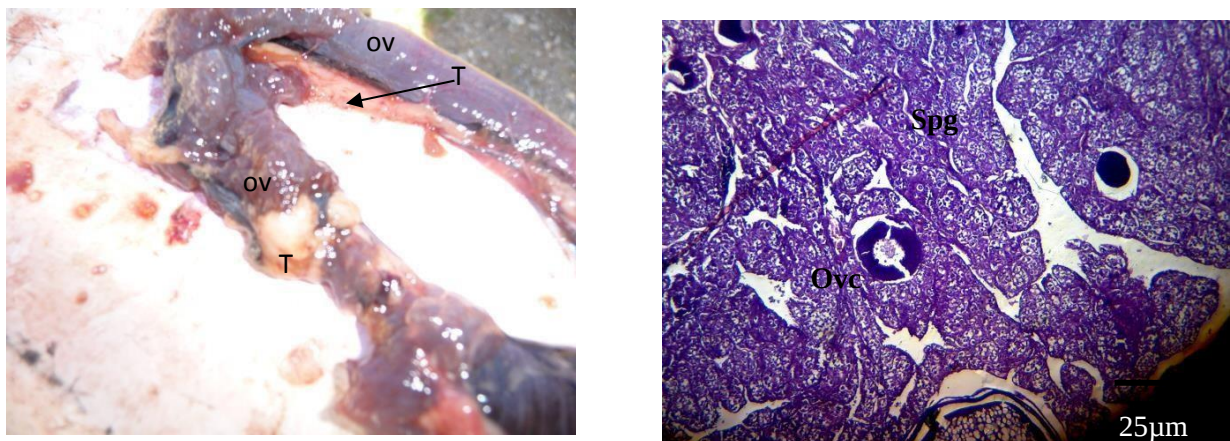


Figure 62 : Coupe histologique au niveau d'un testis-ovo au stade I, Ovc : ovocyte ; Spg : spermatogonie

Du point de vue histologique, il a été constaté dans les régions mâles, une prédominance du tissu conjonctif dans lequel sont dispersés des spermatocytes, et des ovocytes pré-vitellogènes.

Il s'agit de la première signalisation de l'existence d'hermaphrodisme chez *Hypophthalmichthys molitrix* aussi bien à l'échelle macroscopique que microscopique durant cette étude. Bien que la carpe argentée parvienne à maturité et à se reproduire avec succès dans la rivière Missouri, certaines anomalies de la reproduction telles que l'intersexualité, a été observée (Papoulias et al, 2006).

Des auteurs ont rapporté que les mâles montrent beaucoup plus de déformations gonadiques que les femelles. Sant'Anna et coll. (2010) ont rapporté que les différentes parties des gonades intersexes n'étaient pas fonctionnelles et organisées en ovotestis et testis-ovo. Cette anomalie sexuelle a été enregistrée dans de nombreuses population de poissons d'eau douce de la famille des cyprinidés, comme le gardon *Rutilus rutilus* (Jafri et Ensor, 1979 ; Beresford et al., 2004) et le goujon *Gobio gobio* (Van Earle et al., 2001) et chez la brème d'eau douce *Abramis brama* aux Pays-Bas (Lahr et al., 2006). Ces anomalies sont généralement attribuées à l'exposition à des contaminants environnementaux, en particulier certains produits chimiques hormonalement actifs. Ces perturbateurs endocriniens bloquent les hormones sexuelles chez les poissons.

1-12-4-Etude de la fécondité

1-12-4-1 Fécondité absolue

Les résultats de l'étude de la fécondité absolue (Fa) chez *Hypophthalmichthys molitrix* sont :

Fa minimale = 600 œufs par gramme d'ovaire

Fa moyenne = 824.53 ± 100 œufs par gramme d'ovaire

Fa maximale = 995 œufs par gramme d'ovaire

La fécondité de la carpe argentée varie entre 66451 et 519060 ovocytes par femelle avec une moyenne de 259309 ± 130638 .

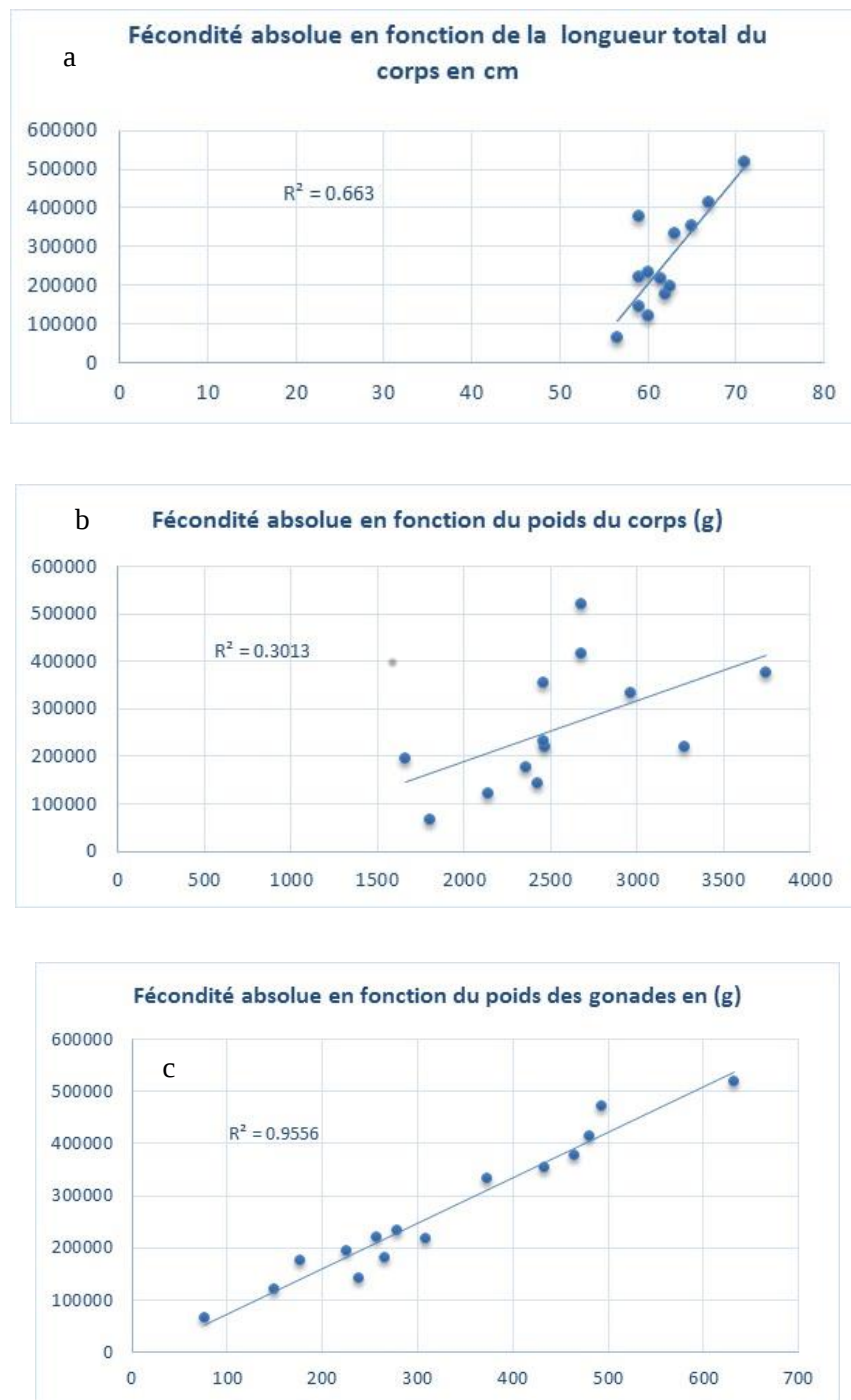


Figure 63 : Fécondité absolue en fonction de la longueur totale (a) et poids total (b) et du Poids des gonades (c).

1-12-4-2 – Fécondité relative

Les résultats observés nous ont conduits à rechercher une mesure qui ne dépend pas de la longueur des femelles, c'est la fécondité relative. Celle-ci est définie par le rapport du nombre d'ovules sur la masse totale du poisson :

Fr = Fécondité absolue/ Masse totale du poisson

Ainsi les valeurs de la fécondité relative sont :

Fr = $36.87 \pm 45,43$ œufs par gramme de poisson frais

Chez la carpe argentée du barrage de Kheratta, la fécondité absolue montre une relation linéaire avec le poids des gonades et une relation positive entre elle et la longueur totale du poisson.

La fécondité de la carpe argentée varie selon les régions géographiques et la taille des poissons examinés : 315 000-1 340 500 ovules par femelle (pour un poisson de 62 cm, 4,2 kg et de 82 cm, 9,3 kg (Abdusamadov 1987), 299 000 à 400 000 ovules par femelle (Kamilov et Salikhov 1996), 145 000 à 2 000 000 ovules par femelle pour les poissons allant de 3,18 à 8,51 kg (Alikunhi et al. 1963, in Singh 1989), et 597 000 à 4 329 600 ovules par femelle pour les poissons de 6,4-12,1 kg (Singh 1989). Comme chez les autres poissons, la fécondité de la carpe argentée augmente avec la taille de son corps (Kamilov et Salikhov, 1996). Dobriyal (1988) signale une relation linéaire entre la longueur du corps et la fécondité et entre la longueur du corps et le poids de l'ovaire. Kamilov et Komrakova (1999) n'ont trouvé aucune relation significative entre la fécondité relative et la taille ou le poids.

2-Etude de la reproduction artificielle

2- 1-Caractéristiques physico-chimique des eaux des bassins de stabulation

Les caractéristiques de l'eau de la retenue qui alimente les bassins de stabulation sont données dans le tableau 8, l'eau de la retenue collinaire présente des paramètres qui permettent la reproduction de la carpe argentée.

Tableau 8 : Caractéristiques Physico-chimique des eaux des bassins de stabulation durant la période d'expérimentation

Paramètres	valeur
Oxygène (mg/l)	7
PH	8.2
Température	23
Nitrites (mg/l)	2.01
Nitrates (mg/l)	2.15
Ammonium (mg/l)	0.01
Salinité (Mg /l)	490
Ca ⁺² (Mg /l)	40
Mg ⁺² (Mg /l)	8
Conductivité (us/cm)	971
Dureté (Mg /l)	48

2-2-Paramètres physiques du sperme récolté

La qualité du sperme des mâles carpes argentées durant la période d'expérimentation est donnée dans le tableau 9. La laitance utilisée lors de cette reproduction artificielle présente une motilité supérieure à 75% ce qui est exigé dans une reproduction artificielle.

Tableau 9 : Paramètres physique de la laitance

Paramètres	Valeur G1	Valeur G2
Nombre de mâles	4	3
Pourcentage de Spermiation chez les mâles (%)	50%	66.3%
Volume de laitance obtenu (ml)	3	2
Concentration (10^9) spermatozoïdes /ml	19.1	18.7
Durée de la motilité (s)	78	79
Motilité	> 75	> 75

Le volume de laitance collectée lors de cette expérience était très faible (Tableau 8). Il est connu dans la pratique des cyprinidés en éclosier spécialement chez les stocks de populations sauvages, que le principal problème n'est pas l'ovulation mais le faible volume de laitance échantillonné (Kucharczyk, 2005).

2-3-Réponse des femelles à l'induction hormonale

Les réponses des femelles aux stimuli hormonaux dans le cas du groupe G1 et du groupe G2 sont données respectivement dans les tableaux 10 et 11.

Tableau 10 : réponse des femelles à l'injection de l'extrait pituitaire de carpe CPE

groupe	femelles	Poids des femelles (kg)	Poids des ovules (kg)	Temps de latence (h)
1	Femelle 1	10.8	0	10 h
	Femelle 2	10.2	0.1	
	Femelle 3	10.4	0.25	
	Femelle 4	10.3	0	
	Femelle 5	10.8	0.2	
	Femelle 6	10	0.05	
	Femelle 7	9.8	0.1	

Tableau 11 : réponse des femelles à l'injection par une mixture HCG-CPE

Groupe	Femelles	poids des femelles (kg)	Poids des ovules (Kg)	Temps de latence (h)
2	Femelle 1	12	0,7	10 h
	Femelle 2	12	1,7	
	Femelle 3	13	1,7	
	Femelle 4	12	0,8	
	Femelle 5	10.7	0,1	
	Femelle 6	11	1,9	
	Femelle 7	13	0	

Cinq (5) femelles sur sept (7) soit (71,42%) ont répondu aux stimuli hormonaux dans le groupe G1 et 6 sur 7 dans le groupe G2 (85,71%) (Tableaux 10 et 11). Chez la carpe commune, Akar et al. (2010), ont montré que 80% des femelles ayant reçu une injection de double dose de CPE avaient frayed ; chez la carpe de roseau, 80% des femelles ayant reçu une double dose de CPE avaient frayed. Brzuska (2002, 2004) a montré que plus de 80% des carpes argentées femelles ayant reçu une double injection de CPE ont répondu aux stimuli. Soixante-dix (70%) des femelles de carpes argentées ayant reçu un mélange de HCG –CPE ont frayed (Akar, 2005). En comparant les résultats du pourcentage des femelles qui ont frayed dans les deux groupes de cette expérience, on remarque qu'ils sont proches des résultats des autres études réalisées ailleurs. Le pourcentage de géniteurs qui ont frayed dans le groupe G2 est nettement supérieure au groupe G1 est la quantité d'ovules prélevés était également supérieure dans G2. Cela est peut-être dû à l'efficacité du mélange HCG-CPE. Ces résultats ne concordent pas avec ceux de Haque et al. (1995), Brzuska (2004) et Akar (2005) qui ont obtenues une quantité d'ovules plus élevés avec des poids similaires de géniteurs.

Les résultats de la présente enquête ont révélé que le temps de latence, le temps écoulé entre la deuxième injection d'extrait pituitaire chez G1 et G2 et l'ovulation était de 10 heures sans différence significative entre les deux groupes. Chez la carpe commune, Akar et al. (2010), ont montré que le temps de latence dans le groupe injecté avec la glande pituitaire (CPE) seule était de 10h. Chez les carpes herbivores, le temps de latence était de 8 heures ; chez les carpes argentées, le délai entre la seconde injection d'extrait pituitaire de carpe (CPE) et un mélange de HCG et de CPE et l'ovulation était de 9 heures (Akar, 2005 ; Brzuska, 2004).

2-4-Effets des hormones sur la réponse des géniteurs.

Le pourcentage moyen de fertilisation était respectivement plus élevé dans le groupe G2 que dans le groupe G1 malgré les mêmes conditions de manipulation (tableaux 12 et 13).

Tableau 12 : Effet de CPE sur la reproduction de la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix*

Lot	Taux d'ovulation %	Taux de Spermiat ion %	Poids des femelles (kg)	Nombre d'ovules	Nombre d'œufs fertilisés	Nombre d'œufs éclos	Taux de fertilisation %	Taux d'éclosion %	EWI P%
1	71.42	50	72.3	576800	490000	250000	85	43.34	0.96

Tableau 13 : Effet de HCG-CPE sur la reproduction de la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix*

Lot	Taux d'ovulation %	Taux de Spermiat ion %	Poids des femelles (kg)	Nombre d'ovules	Nombre d'œufs fertilisés	Nombre d'œufs éclos	Taux de Fertilisation %	Taux d'éclosion %	EWI P%
2	85.71	66.66	95.7	5520800	5023928	2471662	91	44.77	7.10

Le pourcentage de fertilisation dans G1 et G2 était en accord avec les résultats de Berzuska (2004), Akar (2005), Naeem et al (2005) et Adina sirbu, (2009) qui ont obtenus les mêmes pourcentages de fertilisation. Le faible pourcentage d'éclosions de cette étude dans G1 et G2 (tableaux 12 et 13) n'est pas en accord avec les résultats de Berzuska (2004), Akar (2005), Naeem et al. (2005) et Adina sirbu, (2009), ou le taux d'éclosion est proche du taux de fertilisation. Dans cette étude le taux d'éclosion est faible bien que les œufs ont été protégés contre les bactéries et les champignons (*Saprolegnia*) par du formol au cours de leur développement. Cela est peut-être dû au réglage du débit qui était un peu fort ou à la qualité de l'eau qui présente une faible dureté. Selon Mostafa et al. (2015), la dureté de l'eau pendant l'incubation des œufs a un effet sur le succès de l'éclosion des œufs. Ce taux d'éclosion est plus important chez les œufs incubés avec une eau dure. Ces observations préliminaires ont suggéré que les œufs de carpe argentée peuvent gonfler et éclater dans les eaux douces. Akar, (2005) a montré que la masse des œufs (calculée en pourcentage par rapport au poids corporel des femelles) était plus élevée chez les femelles traitées avec du CPE en premier et un mélange de HCG en deuxième injection. Dans notre étude, la masse d'œufs dans G2 était en accord avec Akar (2005) concernant les femelles injectées avec CPE-HCG et supérieure à celle de Akar (2005) concernant les femelles injectées avec HCG seul. La masse des œufs en pourcentage du poids corporel dans G1 était inférieure à celle des œufs de femelles ayant reçu une injection de mélange CPE-HCG et de CPE seul dans l'étude de Akar (2005).

2-5- Paramètres statistiques de diverses relations entre le poids corporel et le nombre total d'œufs ovulés des carpes argentées *Hypophthalmichthys molitrix*.

La fécondité absolue des carpes chinoises augmente avec le poids croissant des géniteurs. Chez plusieurs espèces, on sait que la fertilité est en corrélation avec le poids total, la longueur totale et la longueur standard (Wootton, 1973). Dans cette étude il n'existe pas de corrélation entre le poids du géniteur femelle et le nombre d'œufs ovulés (tableaux 14 et 15), cela s'explique par le fait que ce n'est pas tous les œufs qui ont été ovulé durant le streeping. Chez la carpe argentée, L'extrait pituitaire de la carpe (CPE) est l'agent de reproduction artificielle le plus commun (Yaron et al., 1984). HCG en combinaison avec la glande pituitaire est aussi extensivement utilisé (Harvey and Hoar, 1979). Selon Rothbard et Yaron, (1995), l'induction avec l'extrait pituitaire peut produire 1 million d'alevins en utilisant 15 reproducteurs (10 femelles et 5 mâles). Dans cette étude, Après traitement hormonal, le nombre d'œufs récolté, le nombre d'œufs fertilisés, le nombre d'œufs éclos, le taux de fertilisation, et la masse d'œufs comme % du poids du corps sont supérieurs dans le groupe G2 par rapport au groupe G1. Le taux d'éclosion est pratiquement le même dans les deux groupes. L'identification des valeurs seuils de dureté de l'eau est nécessaire pour une incubation réussie des œufs de la carpe argentée (*H. molitrix*).

Tableau 14 : Paramètres statistiques de diverses relations entre le poids corporel et le nombre total d'œufs de carpes argentées *H. molitrix* ovulés injectées avec du CPE.

Relation	r	a	b
Poids corporel humide (x)	0.138	0.035	0.2627
Nombre total d'œufs (y)			

Tableau 15 : Paramètres statistiques de diverses relations entre le poids corporel et le nombre total d'œufs de carpes argentées *H. molitrix* ovulés, injectées avec du HCG - CPE.

Relation	r	a	b
Poids corporel humide (x)	0.0714	0.0623	0.2264
Nombre total d'œufs (y)			

Chacune de ces relations est décrite par une relation linéaire $Y = a + Bx$, ou a et b sont des constantes a est l'intercept et b coefficient de régression, r, coefficient de corrélation

Les résultats trouvés dans les expériences citées ci-dessus sont bien meilleurs que ceux de cette étude malgré les bonnes conditions de manipulation. Ceci peut s'expliquer par le fait que les géniteurs utilisés dans ces expériences sont issus d'étangs d'élevage contrairement à ceux de

notre expérience qui arrivent directement en écloserie d'un milieu sauvage. Cela cause plusieurs problèmes, le plus important étant le stress dans lequel se trouvent les géniteurs, le stress de la pêche qui cause des blessures, le stress du transport et le stress de la manipulation. La manipulation des géniteurs du fait également de la double injection administrée aux femelles augmente non seulement la mortalité des poissons post fraie, mais diminue également la réponse au fraie. La meilleure réponse des géniteurs du deuxième lot au stimulus hormonal est peut-être due à l'absence de bruit et de lumière qui sont une source de stress supplémentaire pour le poisson. Ces deux paramètres ont été diminués lors de la manipulation du deuxième lot G2. Le bruit est un facteur crucial dans la réponse des poissons au stress (Barton 2002). La réponse primaire implique les réponses neuroendocriniennes initiales et comprend la libération de catécholamine, aboutissant à la libération des hormones de stress, les catécholamines et le cortisol (Mommsen et al, 1999). Le cortisol est libéré en réponse à plusieurs hormones hypophysaires (Balin 1997).

CONCLUSION GENERALE

Conclusion

Le barrage Ighil-Emda de Kheratta est caractérisé par une bonne représentation des Carpes chinoises dont l'âge est le même étant donné qu'elles ont été introduites la même année. Cependant, comparées aux carpes chinoises introduites dans tous les autres barrages, celles-ci présentent la performance de croissance la plus faibles avec des poids ne dépassant pas les deux kilogrammes alors qu'elles avoisinent les 15 kg en moyenne dans les autres barrages. Le barrage d'Ighil-Emda reste un milieu peu productif.

A l'échelle macroscopique de la maturité sexuelle, nous avons définie 6 stades pour les femelles et 4 stades pour les mâles. L'examen des variations mensuelles des paramètres macroscopiques ont apporté des précisions par l'étude du RGS (rapport gonado-somatique), du RHS (rapport hepato-somatique) ainsi que du facteur de conditions K. Les valeurs les plus élevées pour le RGS des femelles ont été enregistrées pendant l'été, cependant les mâles ont montré un RGS élevé au printemps, ce qui indique que les mâles sont prêts pour la fraie un mois avant les femelles. Le rapport RHS de *H. molitrix* évoluent d'une façon inverse au RGS. Le facteur de conditions K n'a pas suivi la courbe du RGS comme chez beaucoup d'espèces de poissons. Le facteur K des femelles de la carpe argentée était élevé durant l'hiver quand le mâle enregistre son taux le plus faible. Le facteur de condition mâle et femelle évoluent d'une manière inverse ce qui signifie que le mâle est prêt pour la fraie avant la femelle et qu'il a déjà utilisé ses réserves énergétiques.

L'étude histologique des ovaires et testicule de *H. molitrix* a révélé 5 stades pour les femelles et 3 stades pour les mâles. Pour les femelles, les stades I et II correspondent aux stades de croissance primaire des ovocytes, les stades III et IV aux stades d'accumulation de réserves et l'apparition des différentes membranes folliculaires et le stade V au début de maturation des gonades qui est bloqué en été. La période de fraie de *H. molitrix* est estivale mais elle est absente en raison de l'absence des stimuli de l'environnement.

Le mâle passe par 3 stades qui sont : Le stade immature, le stade en maturation et le stade mature. Le mâle *H. molitrix* réalise une spermatogenèse complète avec émission de sperme contrairement à la femelle. Cela met en évidence que la maturation des ovocytes reste le facteur limitant principal à une reproduction naturelle.

Une étude interactive a été effectuée entre les paramètres macroscopiques RGS, RHS, et facteur K par rapport aux paramètres microscopiques : diamètres et nombre d'ovocytes et diamètres et nombre de tubes séminifères, a permis de confirmer le moment exact où les femelles et les mâles arrivent à maturation. Cette validation ouvre des perspectives d'étude de la reproduction par le seul recours à l'histologie.

La fécondité moyenne de la carpe argentée est de 259309 ± 130638 et les ovocytes de la carpe argentée du barrage d'Ighil-Emda présente une distribution de type plurimodal suggérant une ponte fractionnée.

La carpe argentée, introduite dans les eaux douces algériennes, est un poisson qui présente une bonne qualité de chair et de ce fait, recherchée pour la consommation. Ne se reproduisant pas naturellement dans le milieu d'introduction, la reproduction artificielle s'avère le seul moyen pour repeupler les plans d'eau. Le décalage de maturité entre mâle et femelle, avec précocité du mâle, pointe l'intérêt de recourir à la congélation du sperme comme alternative à exploiter. Lors de la reproduction artificielle, le volume de laitance collectée était très faible et cela est probablement dû au stress cumulé lors du transport. Cependant, les spermatozoïdes des mâles ont montré une bonne motilité supérieure à 75%. Après traitement hormonal, (71,42%) des femelles du groupe G1 et (85,71%) des femelles du groupe G2 ont répondu aux stimuli hormonaux, néanmoins la quantité d'œufs prélevés était supérieur dans le groupe G2. Le pourcentage moyen de fécondation et le pourcentage moyen d'éclosion étaient respectivement plus élevés dans le groupe G2 que dans le groupe G1. Cela est peut-être dû à l'absence de bruit et de lumière lors de la manipulation chez le deuxième groupe. Les résultats de la présente enquête ont révélé que le temps de latence était de 10 heures sans différence significative entre les deux groupes. Durant notre expérience de reproduction artificielle qui reste parmi les premières réussies en Algérie, les résultats obtenus étaient moyens en raison de l'absence d'étang d'élevage pour les géniteurs qui devraient être sur place. Le transport de géniteurs à partir de barrages situés parfois à plus de cent (100) km cause un stress important.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

- Abdullayev M.A., Khakberdiyev B., 1989:** Problems of biology and ecology of Grass Carp and Silver Carp from collecting-drainage waters of middle and lower reaches of Syr Darya. In: Negonovskaya I.T. (Ed.). *Phytophagous fish in waterbodies of different types*. [Collected Scientific Articles of State Research Institute of Lake and River Fisheries]. No. 301. P. 113-
- Abdusamadov A.S., 1987:** Biology of white amur (*Ctenopharyngodon idella*), silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*), and bighead (*Aristichthys nobilis*), acclimatized in the Terek Region of the Caspian Basin. *Journal of Ichthyology*, 26 (4): 41-49.
- Abdusamadov A.S., 1986:** Biology of white amur, *Ctenopharyngodon idella*, silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*, and bighead, *Aristichthys nobilis*, acclimatized in the Terek region of the Caspian basin. *Journal of Ichthyology*, 3: 425-433.
- Aitkin J.K., Lohr S., Heimowitz P., Hill M., 2008:** Columbia river basin asian carps risk evaluation. United States Fish and Wildlife Service: 62 p.
- Akar A.M., 2012:** Influence of food restriction on reproduction and larval performance of silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*). *Egyptian journal for aquaculture*, 2 (2): 73-83.
- Alikunhi, K.H., Sukumaran K.K., 1964:** Preliminary observations on Chinese carps in India. *Proceedings of the Indian Academy of Sciences*, 60:171-180.
- Amer M.A., Miura T., Miura C., Yamauchi K., 2001:** Involvement of sex steroid hormones in the early stages of spermatogenesis in Japanese huchen (*Hucho perryi*). *Biol. Reprod.*, 65: 1057-1066.
- Ashraf, M. A., Akar, A. M., 2013:** Spawning induction in silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*) using carp pituitary extract (CPE) alone, receptal (Buserelin acetate) and cystorelin (GnRh) with or without Dopamine antagonists. *The global journal of fisheries and Aqua. Res.*, 6 (6): 78- 87.
- Bakos, J., 1984:** Inland aquaculture Engineering fish culture research. Lectures presented at the ADCP inter –regional training course in inland aquaculture. institute szarvas, hungary.295-340.
- Belhoucine, F., 2012 :** Etude de la biologie de la croissance et de la reproduction d'un poisson téléostéen le merlu et son utilisation comme indicateur biologique de la pollution par les métaux lourds dans la baie d'Oran (Algérie) : Thèse de doctorat (325 p).
- Beresford N., Jobling S., Williams R., Sumpter J.P., 2004:** Endocrine disruption in juvenile roach from English rivers: a preliminary study. *J. Fish. Biol.*, 64: 580-586.
- Berg L.S., 1964:** Berg, L.S., 1964. Freshwater fishes of the U.S.S.R. and adjacent countries. ED Israel Program for Scientific Translations Ltd, Jerusalem: 468pp.
- Bieniarz K., Epler P., Breton B., Thuy L. N., 1978:** The annual reproductive cycle in adult

carp in Poland: ovarian state and serum gonadotropin level. *Ann Biol. Anim. bioch. Biophys.*, 8 : 917-921.

Billard R., 1997 : Les poissons d'eau douce des rivières de France. Identification, inventaire et répartition des 83 espèces. *ED. Delachaux et Niestlé, Paris* : 192 p.

Billard R., 1995 : Les carpes, biologie et élevage. *ED. Inra, Paris*: 388pp.

Billard R., 1995: Carp: Biology and culture. *ED. Museum of natural history, Paris*: 342pp.

Billard R., 1986: Spermatogenesis and spermatology of some teleost fish species. *Reprod.Nutr. Dev.*, 26(4): 877-920

Billard, R., Breton, B., Fostier, A., Jalabert, B., Weil, C., 1997:. Endocrine control of the teleost reproductive cycle and its relation to external factors: salmonid and cyprinid models. In: *Comparative Endocrinology. ED Gaillard, P.J., Boer, H.H., Amsterdam*, pp. 37–48.

Billard R., Jalabert B., Breton B., 1972 : Les cellules de Sertoli des poissons téléostéens. I. Etude ultra-structurale. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.*, 12(1): 19-32.

Breton B., 1981 : Le cycle reproducteur chez les poissons téléostéens. *Cahiers lab. Montereau.*, 12: 43-56.

Bieniarz K., Epler P., Breton B., Thuy L. N. 1978: The annual reproductive cycle in adult carp in Poland: ovarian state and serum gonadotropin level. *Ann Biol. Anim. bioch. Biophys.*, 917-921.

Bouhbouh S., 2002 : Bio-Ecologie de *Barbus callensis* (Valencienne 1842) and *Barbus fritschii* (Günther 1874) au niveau du réservoir Allal el fassi (Maroc).Thèse Doc. Maroc: 167 p.

Brandt F.W., Schoonbee H.J., 1980: Further observation on the induced spawning of the phytophagous Chinese carps species *Ctenopharyngodon idella* and *hypophthalmichthys molitrix*. *Water SA.*, 6: 27-30.

Breton B., Horoszewicz L., BieniarzK., EplerP., 1980 : Temperature and reproduction in tench : Effect of a rise in the annual temperature regime on gonadotropin level, gametogenesis and spawning. II. The female. *Reprod. Nutr. Dev.*, 20(4A):1011-1024.

Breton B., Horoszewicz L., Bieniarz K., Epler P., 1978: Temperature and reproduction in tench : Effect of a rise in the annual temperature regime on gonadotropin level, gametogenesis and spawning. In The male. *Reprod. Nutr. Dévelop.*, 20 (1A): 105-118.

Bromage N., Jones J., Randall C., Thrush M., Springate J., Duston J., Barker G., 1992: Broodstock management, fecundity, egg quality and the timing of egg production in the rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 100: 141–166.

Brusle J., Quignard J.P., 2001. Biologie des poissons d'eau douce européens. *ED. Lavoisier, Paris*: 597p.

- Brzuska E., Adamek, J., 1988:** Investigation on the reproduction of the herbivorous fish *Ctenopharyngodon idella*, *Hypophthalmichthys molitrix* and *Aristichthys nobilis* under controlled conditions. *Acata Hydrobiologica*, 29: 497-508.
- Burges, J. L., 2008:** Occupation PAH exposures during prescribed pile burns : *Ann.Occ.Hyg.* 52(6): (497-508).
- Burlakov A.B., 1995:** Changes in hormonal status of females of Silver Carp *Hypophthalmichthys molitrix* during the pre-spawning period. 2. Morpho-functional state of the neurosecretory cells of the preoptic and lateral nuclei of the hypothalamus. *Journal of Ichthyology*, 35 (6): 811-821.
- Burlakov A.B., 1985:** Activity of gonadotropins in the hypophysis and blood serum of Silver Carp females *Hypophthalmichthys molitrix* (Val.) (Cyprinidae) during different stages of their reproductive cycle. *Journal of Ichthyology*, 25 (3): 494-504.
- Burlakov A.B., Belova N.V., Emel'yanova N.G., 1987:** The activity of the blood plasma gonadotropin and the quality of eggs of Silver Carp *Hypophthalmichthys molitrix* in the process of artificial propagation. *Journal of Ichthyology*, 27(6): 962-970.
- Burlakov A.B., Khapchayeva E.V., 1983:** Ripening of the oocytes of Silver Carp *Hypophthalmichthys molitrix* (Val.) (Cyprinidae) influenced by estrogens, androgens and gestagens *in vitro* depending on different sensibility of the fish *in vivo* to chorionic gonadotropin. *Journal of Ichthyology*, 23(4): 652-660.
- Cabrita E., Robles V., Herráez M.P., 2009:** Sperm quality assessment. In: *Methods in Reproductive Aquaculture Marine and Freshwater Species*. CRC Press, New York, London: 93-148.
- Cabrita E., Robles, V., Herráez.P., 2005:** *Methods in Reproductive Aquaculture Marine and Freshwater Species*. ED. CRC Press, New York, London, 549 PP.
- Cakici O., Ucuncu S.I. 2007:** Oocyte development in zebrafish, *Danio rerio* (Teleostei: cyprinidae). *J. Fish. Aquat. Sci.*, 24: 137-141.
- Campbell B., Dickey J.T., Swanson P., 2003:** Endocrine changes during onset of puberty in male spring Chinook salmon, *Oncorhynchus tshawytscha*. *Biol. Reprod.*, 69: 2109-2117.
- Chaudhuri C., 1976:** Use of hormones in induced spawning of carps. *J. Fish. Res. Board Can.*, 33:940-947.
- Chen N.S., Shih C.F., 1955:** Oxygen consumption of *Ctenopharyngodon idellus*, *Hypophthalmichthys molitrix*, and *Aristichthys nobilis*. *Acta Zoologica Sinica*, 7(1): 42-57.
- Cnr dpa, 2006 :** opérations de peuplement et repeuplement en alevins et larves de carpes chinoises importés de Hongrie réalisé par le Cnr dpa. Rapport Cnr dpa, 1-4.

- Cudmore B., and Mandrak N.E., 2011:** Assessing the biological risk of Asian carps to Canada. 74 Symposium Invasive Asian carps in North America: American Fisheries Society, Bethesda, Md.: 15–30.
- Dabbadie L., 1994 :** La carpe Amour, *Ctenopharyngodon idella* (Valenciennes, 1844). Quelques données bibliographiques sur sa biologie, sa culture et son introduction en dehors de sa zone d'origine. 15 p.
- Davis P.R., Hanyu, I., 1986:** Effect of temperature and photoperiod on sexual maturation and spawning of the common carp under conditions of high temperature. *Aquaculture*, 51:277- 288.
- Davis P.R., Hanyu, I., Furokawa, K., Nomura M., 1986:** Effect of temperature and photoperiod on sexual maturation and spawning of the common carp under conditions of low temperature. *Aquaculture*, 52(1):51-58
- Degrandchamp K., Garvey J., Csoboth L.A., 2007:** Linking Adult Reproduction and Larval Density of Invasive Carp in a Large River. *Transactions of the American Fisheries Society*, 136:1327–1334.
- De LEEUR., GOOS H.J.TH., VAN OORDT P.G.W.J., 1987:** The regulation of gonadotropin release by neuro hormones and gonadal steroids in the african catfish, *Clarias gariepinus*. *Aquaculture*, 63: 43-58.
- Diotel N., Do Rego, J.L., Anglade I., Vaillant C., Pellegrini E., Vaudry H., Kah O., 2011 :** The brain of teleost fish, a source, and a target of sexual steroids. *Frontiers in Neuroscience*, 5 : 137-137.
- Domaizon I., Devaux J., 1999 :** Nouvelle approche des bio manipulations des réseaux trophiques aquatiques. Introduction d'un poisson phytoplanctonophage, la carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*). *Année Biologique*, 38 : 91-106.
- Dorostghoal M., Peyghan R., Papan F., Khalili L., 2009:** Macroscopic and microscopic studies of annual ovarian maturation cycle of Shirbot *Barbus grypus* in Karoon river of Iran. *Iranian Journal of Veterinary Research*, 10:172-179.
- Dufour S., Weltzien F.A., Sebert M.E., Le Belle N., Vidal B., Vernier P., Pasqualini C., 2005 :** Dopaminergic inhibition of reproduction in teleost fishes: eco-physiological and evolutionary implications. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1040: 9–21.
- El gamal A.A., 2006:** Timing of hypophysation processes in the silver carp *hypophthalmichthys molitrix* (valenciennes) and an attempt to employ the concept of latency time. *Egypt. j. aquat. biol. and fish.*, 10 (3):33-54.
- Emel'yanova N.G., Makeyeva A.P., Mikodina E.V., 1980:** Data on the ontogenetic development of Silver Carp. *Book of Abstracts of the 9th All-Union Conference*: 160-161.

- Encina L., Granado-Lorencio C., 1997:** Seasonal changes in condition nutrition, gonad maturation and energy content in barbel, *Barbus scaleteri*, inhabiting a fluctuating river. *Environ. Biol. Fish.*, 50 (1) : 75-84.
- FAO :** Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, **2017 :** **Cultured aquatic species fact sheets *Hypophthalmichthys molitrix* (Valencienne, 1844).** Fisheries and aquaculture resources. www.fao.org.
- FAO :** Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, **(2009- 2011a) :** Cultured Aquatic Species Information Programme *Ctenopharyngodon idella*. Cultured Aquatic Species Fact Sheets. Texte par Weimin, M. In: Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO [en ligne]. Rome. Mis à jour le 1 Janvier 2004. http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Ctenopharyngodon_idella/fr.
- Froese, R., 2012:** A global information system on fishes. Fish base, <http://www.fishbase.org>.
- Froese, R., Pauly, D. 2004:** A global information system on fishes. Fish base, <http://www.fishbase.org>.
- Fulle P.L., Nico L.G., Williams J.D., 1999:** Nonindigenous fishes introduced into inland waters of the United States. *ED. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland:* 613 p.
- Galas J., Epler P., Stoklosowa S., 1999:** Seasonal response of carp (*cyprinus carpio*) ovarian cells to stimulation by various hormones as measured by steroid secretion: tissue culture approach. *Endocr. Regul.*, 33: 125-132.
- Gillet C., 1989 :** Le déroulement de la fraie des principaux poissons lacustres. *Hydroécol apl.*, 117-143.
- Gorbach E.I., Krykhtin M.L., 1981:** Rate of maturation in Grass Carp *Ctenopharyngodon idella* (Val.) and Silver Carp *Hypophthalmichthys molitrix* (Val.) in Amur River. *Journal of Ichthyology*, 21(5): 835-843.
- Gorbach E.I., Krykhtin M.L., 1980:** Optimal parameters of the main factors determining maturation and reproduction of Grass Carp and Silver Carp in the Amur. *Phytophagous fishes in industrial fish culture. Book of Abstracts of the 9th All-Union Conference.* 152-154.
- Grandi G., Chicca M., 2004:** Early development of the pituitary gland in *Acipenser naccarii* (*Chondrostei acipenseriformes*): an immunocytochemical study. *Anat. Embryo.*, 208:311- 321.
- Grier H.J., Uribe-Aranzábal M.C., Patiño, R., 2009:** The ovary, folliculogenesis and oogenesis in teleosts. In: Jamieson, B.G.M. (Ed.), *Reproductive Biology and Phylogeny of Fishes (Agnathans and Bony Fishes)*. ED B.G.M. Science Publishers, New Hampshire, pp: 25-84.
- Grier H.J., 2000 :** Ovarian germinal epithelium and folliculogenesis in the common snook,

- Centrapomus undecimalis (Teleostei: Centrapomidae). J. Morphol., 243: 265-281.
- Grier H.J.**, 1981: Cellular organization of the testis and spermatogenesis in fishes. *Am. Zool.*, 21(2): 345-357.
- Guilgur L. G., Moncaut N. P., Canario A. V. M., Somoza G. M., 2006:** Evolution of GnRH ligands and receptors in gnathostomata. *Comp. Biochem. Physiol. Part A Mol. Integr. Physiol.*, 144: 272–283.
- Guraya S. S. 1986:** The cell and molecular biology of fish oogenesis. In: *Monographs in Developmental Biology*. ED. S. S. Guraya & S. Karger, Switzerland, 1-262.
- Harvey B., Carolsfeld J., 1993:** Induced breeding in tropical fish Culture. *ED IDRC*, Ottawa: 144p.
- Harvey B.J, Hoar W., 1980 :** La reproduction provoquée chez les poissons : théorie et pratique. *ED .IDRC*. Ottawa: 48 p.
- Hazon N., Balment R., 1997:** Endocrinology. In: *physiology of fishes*. David H. Evans *ED* CRCpress, Boca Raton: 519 p.
- Herborg, L.M, Mandrak, N.E., Cudmore, B.C., MacIsaac, H.J., 2007:** Comparative distribution and invasion risk of snakehead (Channidae) and Asian carp (Cyprinidae) species in north America. *Canadian journal of fisheries and aquatic sciences*, 29: 1723-1735
- Higashino T., Miura T., Miura C., Yamauchi K., 2002:** Histological studies on early oogenesis in barfin flounder (*Verasper moseri*). *Zool. Sci.*, 19: 557-563.
- Holland M.C., Hassin S., Zohar Y., 2000:** Gonadal development and plasma steroid levels during pubertal development in captive-reared striped bass, *Morone saxatilis*. *J. Exp.Zool.*, 286: 49-63.
- Horváth, L., Tamás, G. and Seagrave, C. 2002.** Carp and Pond Fish Culture Including Chinese Herbivorous Species, Pike, Tench, Zander, Wels Catfish, Goldfish, African catfish and Sterlet. Fishing. *ED News Books*, Oxford: 170 p.
- Hyllner S.J, Silversand C., HauxC., 1994:** Formation of vitelline envelop precedes the active uptake of vitellogenin during oocytes development in the rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Mol. Reprod. Dev.*, 39: 166-175.
- Jafri S.I.H. Ensor D.M., 1979:** Occurrence of an intersex condition in the roach *Rutilus rutilus*. *L. J. Fish. Biol.*, 14: 547- 549.
- Jalabert B., 2005:** Particularities of reproduction and oogenesis in teleost fish compared to mammals. *Reprod. Nutr. Dev.*, 45: 261-279.
- Jalabert B., Fostier A., Breton B., Weil C., 1991:** Oocyte maturation in vertebrates. In *Vertebrates endocrinology: Fundamentals and Biochemical implications*. *ED. Academie Press*:

23-90.

Jankovic D., 1998: Natural reproduction by Asiatic herbivorous fishes in the Yugoslav section of the River Danube. *Italian Journal of Zoology*, 65: 227-228.

Jeandrain D., 2001. La carpe chinoise herbivore (*Ctenopharyngodon idella* Val.) Biologie, Aquaculture et contrôle de la végétation aquatique. Université de Liège. 1-38

Kagawa, H., Tanaka, H., Ohta, H., Unuma, T., Nomura, K., 2005. The first success of glass eel production in the world: basic biology on fish reproduction advances new applied technology in aquaculture. *Fish Physiol. Biochem.*, 31 : 193–199.

Kamwira S., 2002 : Etude de quelques aspects histo-physiologiques du follicule ovarien et de l'hypophyse au cours du cycle sexuel du black-bass (*Micropterus salmoides* L.) (Poisson téléostéen, Centrarchidae). Mémoire de Diplôme de l'EPHE. France

Kawauchi H., Sower S.A., 2006 : The dawn and evolution of hormones in the adenohypophysis. *Gen. Comp. Endocrinol.*, 148(1): 3-14.

Khalid P.L., Sumrin S., Shafek F., 2012: Age-related change in ovarian gross and histological characteristics during pubertal development in captive *Catla catla* (Hamilton, 1822 of age 18-29 months. *Pakistan j. Zool.*, 44 (1): 159- 172.

Kah O., Dufour S., 2011: Conserved and divergent features of reproductive neuroendocrinology in teleost fishes. In: *Hormones and Reproduction of Vertebrates*, Vol 1: ED, Academic Press, San Diego: 15-42.

Kah O., Lethimonier Ch., Somoza G., Guilguir L., Vaillant C., Lareyre J.J., 2007: GnRH and GnRH receptors in Metazoa: A historical, comparative and evolutive perspective. *General and Comparative Endocrinology*, 153: 346–364.

Kamilov B.G., Komrakova M.Y., 1999: Maturation and fecundity of the silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*, in Uzbekistan. *Israeli Journal of Aquaculture*, 51:40-43

Kamilov B.G., Salikhov T.V., 1996: Spawning and reproductive capability of Silver Carp *Hypophthalmichthys molitrix* in Syr Darya River. *Journal of Ichthyology* 36: 631-637.

Kamilov B.G., Salikhov T.V., 1996: Spawning and reproductive potential of the silver carp *Hypophthalmichthys molitrix* from the Syr Dar'ya River. *Journal of Ichthyology* 36(5):600-606.

Karpov V.E., Bayekeshev A.Sh., Glukhovtsev I.V., Shapovalov M.V.1989: Characteristics of self-sustained stocks of Grass Carp and Silver Carp in the Silver Carp populations in the Ili River, including Balkash Lake and the Balkhash-Ili basin. In *Phytophagous fish in waterbodies of different types*. Collected Scientific Articles of State Research Institute of Lake and River

Fisheries, 301: 86-112.

Keith, P., Allardi, J., 2001 : Atlas des poissons d'eau douce de France. *ED.* Museum national d'histoire naturelle, Paris: 388 p.

Kipp R. Cudmore B., Mandrak N. E., 2011: Biological Synopsis of Bighead Carp (*Hypophthalmichthys nobilis*) and Silver Carp (*H. molitrix*) Canadian Report of Fisheries and Aquatic Sciences: 1-58.

Koc N.D., Aytekin Y., Yuce R., 2008: Ovary maturation stages and histological investigation of ovary of the zebrafish (*Danio rerio*). *Braz. Arch. Biol. Tech.*, 51: 513–552.

Kolar C.S., Chapman D.C., Walter R., Courtenay JR., Housel C.M., Williams J.D., Jennings D.P., 2005: Asian Carps of the Genus *Hypophthalmichthys* (Pisces, Cyprinidae) A Biological Synopsis and Environmental Risk Assessment. Report to U.S. Fish and Wildlife Service: 1-

Kolar C.S., Chapman D.C., Courtenay Jr., Housel C.M., Williams J.D., and Jennings, D.P., 2007: Bigheaded Carps: a biological synopsis and environmental risk assessment. *ED.* American Fisheries Society, Bethesda, Maryland: 204 p.

Konradt A.G., 1965: Methods of breeding the grass carp, *Ctenopharyngodon idella* and the silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*. *FAO Fisheries Report*, 9:195-204.

Kopiejewska W., Kozłowski J., 2007: Development structure of ovaries in female white bream, *Abramis bjoerkna* from Lake Kortowskie in northeastern Poland. *Folia Zoologica*, 56 (1): 90–96.

Kottelat M., Freyhof J., 2007: Handbook of European freshwater fishes. *ED.* Kottelat, Cornol and Freyhof, Berlin: 646 p.

Kousik R., Dipak K. M., 2015: Maturity stages of ovary of a minor carp, *Labeo bata* (Hamilton-Buchanan, 1822). *International journal of fisheries and aquatic studies*, 2(6): 19-24.

Krykhtin M.L., Gorbach E.I. 1982: Reproductive ecology of grass carp, *Ctenopharyngodon idella*, and the silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*, in the Amur basin. *Journal of Ichthyology*, 21: 109-123.

Krykhtin M.L., Gorbach E.I., 1981: Reproductive ecology of grass carp, *Ctenopharyngodon idella*, and the silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*, in the Amur basin. *Journal of Ichthyology*, 21: 109-123.

Kumakura N., Okuzawa K., Gen K., Yamaguchi S., Lim B.S., Kagawa H., 2004: Effect of gonadotropin-releasing hormone on pituitary-ovarian axis of one-year-old pre-pubertal red seabream. *Gen. Comp. Endocrinol.*, 138: 105-112.

Kuronuma K., 1968: New systems and new fishes for culture in the Far East, in Pillay, T.V.R., ed., *Proceedings of the FAO world symposium on warm-water pond fish culture*, 18-25 May,

1966: Rome, Italy, 44 (5): 123-142.

LaFleur G.J., 1999: Vitellogenins and vitellogenesis, in: Encyclopedia of Reproduction, Vol. 4. ED. Academic Press, San Diego: 985p.

Lahr J., Kuiper R.V., Van mullem A., 2006: A field survey of estrogenic effects in freshwater and marine fish in the Netherlands. Soc. Environ. Toxicol. Chem., 6: 151-178.

Laird C.A., L. M., 1996: Non-native fishes inhabiting the streams and lakes of Illinois. Illinois Natural History Survey Bulletin, 35(1):1-51.

Lee Y.H., Du J.L., Shih Y.S., Jeng S.R., Sun L.T., Chang C.F., 2009: *In vivo* and *in vitro* sex steroids stimulate seabream gonadotropin-releasing hormone content and release in the protandrous black porgy, *Acanthopagrus schlegeli*. Gen. Comp. Endocrinol., 139: 12-19.

Legendre M., Slembrouck J., Subagja J., Kristano A.H., 2000: Ovulation rate, latency period and ova viability after GnRH- or HCG-induced breeding in the Asian catfish *Pangasius hypophthalmus* (Siluriformes, Pangasiidae). Aquat. Liv. Resour., 13: 145-151.

Legendre M., Jalabert B., 1988 : Physiologie de la reproduction. In : Biologie et écologie des poissons d'eau douce africains. ED ORSTOM, Paris : 153-187.

Leventer H., 1987: Contribution of silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*) to the biological control of reservoirs. Mekoroth Water Company report, Nazareth: 1-103 p.

Li S., Mathias J., 1994: Freshwater fish culture in China: principles and practice. Developments in aquaculture and fisheries science. ED Elsevier, New York: 445p.

Li S., Wu L., Wang J., Chou Q., Chen Y., 1990: Comprehensive genetic study of Chinese carps. ED. Shanghai Scientific and Technical Publishers, Shanghai: 226p.

Li X., Zhang F., 1992: Toxic effects of low pH and elevated Al concentration on early life stages of several species of freshwater fishes: Acta Scientiae Circumstantiae, 12 (1): 97-104.

Liang Y., Cheung R.Y.H., Everitt S., Wong M.H. 1999: Reclamation of wastewater for polyculture of freshwater fish: fish culture in ponds. Water Research, 33:2099-2109.

Lin H. R., Peter R. E., 1996: Hormones and spawning in fish. Asian Fisheries Science, 9: 21-33.

Loic M., 2007 : Influence des facteurs de l'environnement sur la reproduction des poissons. CIRAD, Recherche agronomique pour le développement, 11-17.

Lone K.P., Al-Ablani S., Al-Yaqout A., 2001: Steroid hormone profiles and correlative gonadal histological changes during natural sex reversal of sobaity kept in tanks and sea cages. J. Fish Biol., 58: 305-324.

Lubzens E., Young G., Bobe J. Cerda J., 2010: Oogenesis in teleosts: How fish eggs are formed. Gen. Comp. Endocrinol., 165: 367-389.

- Luksienė D., Svedäng H., 1997:** A review on fish reproduction with special reference temperature anomalies. Fiskeriverket Kustlaboratoriet Gamla Slipvägen Öregrund. 1-35.
- Makeyeva A.P., 1963:** On maturation of females of Grass Carp and Silver Carp and reproduction of these fishes in the Amur basin. In: *Problems of industrial use of phytophagous fishes in waterbodies of the USSR*. ED. Tashliyev A.O. Ashkhabad: 76-83.
- Mananos E., Duncan N., Mylonas C., 2009:** Reproduction and control of ovulation, spermiation and spawning in cultured fish. In: *Methods in Reproductive Aquaculture: Marine and Freshwater Species*. ED.CRC Press, Florida: 3-80.
- Mañanos E., Duncan N., Mylonas C.C., 2008:** Reproduction and control of ovulation, spermiation and spawning in cultured fish. In: *Methods in Reproductive Aquaculture: Marine and Freshwater Species*. ED.CRC Press, Taylor and Francis Group, Boca Raton: 3–80.
- Marwa M.M., Hatem H.M., 2009:** Some Aspects of reproductive biology with emphasis on the effect of pollution on the histopathological Structure of Gonads in *Oreochromis niloticus* from Rosetta branch, Nile river, Egypt. *World Journal of Fish and Marine Sciences*, 1 (3): 190-198.
- Mehdi M., Ehsan M.S., 2013:** Review of the control of reproduction and hormonal manipulations in finfish species. *International journal of agriculture and research and reviews* 1(1) : 15-21.
- Mellinger J., 2002 :** Sexualité et Reproduction des Poissons. ED. CNRS, Paris : 349p
- Migaud H., 2002 :** Influence des variations de la température et de la photopériode sur le cycle de reproduction et la qualité des pontes de la perche commune *Perca fluviatilis*. thèse doc . France: 167 P.
- Miki M., Shimotani T., Nozaki M., 2005:** Distribution of immune reactivities for adenohypophysial hormones in the pituitary gland of the polypteriform fish, *Polypterus Endlicheri*. *Zool. Sci.*, 22: 1123-1130
- Millar R.P., Lu Z.L., Pawson A.J., Flanagan C.A., Morgan K., Maudsley S.R., 2004: Gonadotropin-releasing hormone receptors. *Endocrine Reviews*, 25: 235–275.
- Mitrofanov V.P., Dukravets G.M., Sidorova A.F., 1992:** Annotated extracts on Silver Carp, *Hypophthalmichthys molitrix*. *Fishes of Kazakhsta*. Gylym, Alma-Ata: 464pp.
- Miura T., Miura C.I., 2003:** Molecular control mechanisms of fish spermatogenesis. *Fish Physiol. Biochem.*, 28: 181–186.
- Mollard P., Kah O., 1996:** Spontaneous and gonadotropin releasing-hormone stimulated cytosolic calcium rises in individual goldfish gonadotrophs. *Cell calcium*, 20: 415- 424.
- Monsefi M., Shiva A.H., Esmaeill H.R., 2009:** Gonad Histology of the Persian Tooth-carp

Aphanius persicu (Cyprinodontidae) in Southern Iran. Turk J. Zool., 33: 27- 33.

MPO : ministère de la pêche et des océans ,2005 : Rapport sur la situation de la carpe asiatique. Rapport du Secrétariat Canadien de Consultation Scientifique: 1-16.

Mostafa A. M., Mohamed F. K., Noha A. K. 2015: The effect of water quality on the reproductive performance of the silver carp. The Egyptian Journal of Histology, 38: 659-669.

Muchlisin, Z.A., Musman,M., Siti Azizah MN., 2010: spawning seasons of *Rasbora tawarensis* (Pisces: Cyprinidae) in Lake Laut Tawar, Aceh Province, Indonesia. Reproductive Biology and Endocrinology, 49: 1-8.

Mylonas. C.C., Forestier.A., Zanuy S., C. 2009: Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction. General and Comparative Endocrinology, 1 -19.

Mylonas C.C., Zohar Y., 2007: Promoting oocyte maturation, ovulation and spawning in farmed fish. In: The Fish Oocyte: from Basic Studies to Biotechnological Applications. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht: 433–470.

Mylonas C.C., Papandroulakis N., Smboukis A., Papadaki, M., Divanach, P., 2004: Induction of spawning of cultured greater amberjack (*Seriola dumerili*) using GnRHa implants. *Aquaculture*, 237: 141-154.

Mylonas C.C., Zohar Y., 2001b: Use of GnRHa-delivery systems for the control of reproduction in fish. Rev. Fish Biol., 10: 463–491.

Mylonas C.C., Scott A.P., Zohar Y., 1997: Plasma gonadotropin II, sex steroids, and thyroid hormones in wild striped bass (*Morone saxatilis*) during spermiation and final oocyte maturation. General and Comparative Endocrinology, 108: 223–236.

NACA 1989: Integrated Fish Farming in China. NACA Technical Manual 7. ED. A World Food Day Publication of the Network of Aquaculture Centers in Asia and the Pacific, Bangkok: 278 pp.

Naeem M., Farha Diba A.S., Saghir A., 2005: Fecundity and induced spawning of Silver carp, *Hypophthalmichthys molitix* by using a single intramuscular injection of Ovaprim- C at fish Hatchery Islamabad, Pakistan. Pakistan journal of biological sciences, 8(8): 1126- 1130.

NagahamaY., 1994 : Endocrine regulation of gametogenesis in fish. Int. J. Dev. Biol., 38: 217-229
Nagahama Y., 1986: Testis. In: Vertebrate endocrinology: fundamentals and biomedical implication. ED. Academic Press, New York: 399-437.

Nagahama Y., 1983: The functional morphology of teleost's gonads. In: Fish physiology. ED. Academic press, London: 223-275.

Nuriyev K.H., 1969: On the biology of Grass Carp and Silver Carp in the Tudakul' Reservoir. Uzbek Biological Journal, 6: 37-39.

- Oppen-Berntsen D.O., Hyllner S.J., Haux C., Helvik J.V., Walther B.T., 1992:** Eggs hell *zona radiata*—proteins from cod (*Gadus morhua*): extra-ovarian origin and induction by estradiol-17 β . *Int. J. Dev. Biol.*, 36: 247-254.
- Opuszynski K., Shireman J.V., 1995:** Herbivorous fishes: culture and use for weed management. U.S. ED. CRC Press, Boca Raton: 223 pp.
- Palstra A.P., Cohen E.G.H., Niemantsverdriet P.R.W., van Ginneken V.J.T., van den in Pierce **J.G. Parsons T.F., 1981:** Glycoprotein hormones: structure and function. *Annu Rev Biochem*, 50:450- 495.
- Papoulias D.M., Chapman D.C., Tillitt D.E., 2006:** Reproductive condition and occurrence of intersex in bighead carp and silver carp in the Missouri River. *Hydrobiologia*, 571(1):355-360
- Peter R.E., Trudeau V.L., Soley B.D., 1991:** Brain regulation of reproduction in teleosts. *Bulletin of the Institute of Zoology, Academia Sinica*, 16: 89–118.
- Pípalová I., 2006:** A review of grass carp use for aquatic weed control and its impact on waterbodies. *Journal of Aquatic Plant Management*, 44: 1-12.
- Podhorec, P. and Kouril, J. 2009.** Induction of final oocyte maturation in Cyprinidae fish by hypothalamic factors: a review. *Veterinarni Medicina*, 54(3): 97–110.
- Ponciim P., Melard CH., Philippart J.C., 1987 :** utilisation de la température et de la photopériode pour contrôler la maturation sexuelle en captivité de trois espèces de poissons cyprinidés européens : *Barbus barbus*(l), *Leuciscus cephalus*(l.) et *Tinca tinca*. *Bull Fr de pêche Piscic.*, 304(1) : 26- 424.
- Prolonge-Chevalier, C. 2007.** Étude histologique du développement sexuel de l'apron du Rhône *Zingel asper* L., percidé endémique menacé d'extinction. Thèse doct. EPHE. Lyon, 211P.
- Radenko V.N., Alimov I.A., 1992:** Significance of temperature and light for growth and survival of larvae of silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*. *Journal of Ichthyology*, 32(1):16-27.
- Rai A.K., 2000:** Evaluation of natural food for planktivorous fish in Lakes Phewa, Begnas and Rupa in Pokhara Valley. Nepal. *Limnology*, 1:81-89.
- Ravaglia M.A., Maggese M.C., 2003:** Ovarian follicle ultrastructure in the teleost *Synbranchus marmoratus* (Bloch, 1795), with special reference to the vitelline envelope Development. *Tissue Cell*, 33: 9-17.
- Razani, H., Hanyu, I., Aida, K., 1988a.** Environmental influence on ovarian activity and related hormones in yearling goldfish. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 54, 1505–1511.
- Razani H., Hanyu I., Aida K., 1988 b:** Environmental influence on testicular activity and

related hormones in yearling goldfish. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 54: 1513–1520.

Razani H., Hanyu 1., Aida K., 1987: Critical day length and temperature level for photoperiodism in gonadal maturation of goldfish. *Exp. Biol.*, 47 : 89-94.

Rinchard J., 1996 : Etude comparative de la reproduction chez les poissons à pontes unique et multiple. Thèse doc. Namur, Belgique : 389p

Roy k., Mandal D. K., 2015: Maturity stages of ovary of a minor carp, *Labeo bata* (Hamilton-Buchanan, 1822). *International journal of fisheries and aquatic studies*, 2(6): 19-24.

Salikhov T.V., Kamilov B.G., 1995: Ichthyofauna of the Mid-Syr Dar'ya basin. *Journal of Ichthyology*, 35(6):61-71

Sant'anna B.S., Turra A.,Zara F.J., 2010: Simultaneous activity of male and female gonads in intersexhermit crabs. *Aquat. Biol.*, 10: 201-209.

Santos R.N., Andrade C.C., Santos A.F.G.N., Santos L.N., Araujo F.G., 2005b: Histological analysis of ovarian development of the characiform *Oligosarcus hepsetus* (Cuvier1829) in a Brazilian reservoir. *Braz. J. Biol.*, 65(1): 169-177.

Schoonbee H.J., Prinslo J.F., 1984: Techniques and Hatchery procedures in induced spawning of the European Common carp, *Cyprinus carpio* and the Chinese carps *Ctenopharyngodon idella*, *Hypophthalmichthys molitrix* and *Aristichthys nobilis* in Transkei: *Water SA*, 10(1): 36-39.

Schoonbee H.J., Brandt F.W. and Bekker C.A.L., 1978. Induced spawning of the two phytophagous Chinese carp species *Ctenopharyngodon idella* and *Hypophthalmichthys molitrix* with reference to the possible use of the Grass carp in the control of aquatic weeds. *Water South Africa*, 4(2): 93-104.

Sehgal K.L. 1989: Present status of exotic cold-water fish species in India. In *Exotic aquatic species in India* , *ED. J.M. Mohan*, editor, India: 41-47.

Selman K., Wallace R.A., 1989: Cellular aspects of oocyte growth in teleosts. *Zool. Sci.*, 6:211-231.

Sherwood N.N., Adams B.A., 2005: Gonadotropin-releasing hormone in fish: evolution expression and regulation of the GnRH gene, *Hormones and their receptors in fish reproduction* report, *ED. Singapor Word Scientific Publishing*: 1-39.

Shirali S., Erfani Majd N., Mesbah M., Reza Seifi M., 2012: Histological Studies of Common Carp Ovarian Development during Breeding Season in Khuzestan Province, Iran. *World Journal of Fish and Marine Sciences*, 4(2):159-164.

Shireman J.V., Smith C.R., 1983: Synopsis of biological data on the grass carp, *Ctenopharyngodon idella* (Cuvier et Valenciennes, 1844). *ED. Food and Aquaculture*

Organization rapport, 86 p.

Sirbu A., Stancioiu S., Cristea V., Docan A., 2009: Results concerning the use of the neristin, synthetic hormone in the artificial reproduction of the *hypophthalmichthys molitrix* (val) species. *Lucrări științifice Zootehnie și Biotehnologii*, 42 (2):116-122.

Smith B.B. Walker K.F., 2003: Spawning dynamics of carp (*Cyprinus carpio* L.) in the river Murray, South Australia, shown by macroscopic and histological staging of gonads. *J. Fish. Biol.*, 64: 1-19.

Solmaz S., Naeem E. M., Mehrzad M., Masoud R. S., 2012: Histological Studies of Common Carp Ovarian Development during Breeding Season in Khouzestan Province, Iran. *World Journal of Fish and Marine Sciences*, 4 (2): 159-164.

Somoza G.M., Miranda L.A., Strobl-Mazzulla P., Guilgur L.G., 2002: Gonadotropin-Releasing hormone (GnRH): from fish to mammalian brains, *Cell. Mol. Neurobiol.*, 22: 589-609.

Stott B., Cross D.G. 1973: A note on the effect of lowered temperatures on the survival of eggs and fry of the grass carp *Ctenopharyngodon idella* (Valenciennes). *Journal of Fish Biology*, 5:649-658.

Sundarabarathy T.V., Edirisinghe U., Dematawewa C.M.B., 2004: Captive breeding and rearing of fry and juveniles of cherry barb (*Puntius titteya* Deraniyagala), a highly threatened endemic fish species in Srilanka. *Tropical Agricultural Research and Extension*, 16:137-149.

Suwa K., Yamashita M., 2007: Regulatory mechanisms of oocyte maturation and ovulation. In: *The Fish Oocyte: From Basic Studies to Biotechnological Applications*. ED. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht.323-347.

Thillart G.E.E.J.M., 2005: Artificial maturation and reproduction of European silver eel: development of oocytes during final maturation. *Aquaculture*, 249: 533–547

Thome R.G., Bazzoli N., Rizzo E., Santos G.B., Ratton F.R., 2005: Reproductive biology of *Leporinus taeniatus* Lütken (Pisces, Anostomidae) in Juramento Reservoir, São Francisco River basin, Minas Gerais, Brazil. *Rev. Bras. Zool.*, 22(3): 565-570.

Treasurer J.W., Holliday G.T., 1981: Some aspects of the reproductive biology of perch *Perca fluviatilis* L. A histological description of the reproductive cycle. *J. Fish Biol.*, 359-376.

Trudeau L.V., 2008: The goldfish (*Carassius auratus*) as a model for neuroendocrine signaling. *Molecular and Cellular Endocrinology*, 293: 43–56.

Trudeau V.L., 1997: Neuroendocrine regulation of gonadotrophin II release and gonadal growth in the goldfish, *Carassius auratus*. *Reviews of Reproduction*, 2: 55–68.

Tyler J.R. and Sumpter J.P., 1996: Oocyte growth and development in teleosts, *Rev Fish Biol*

Fish, 6: 287-318.

Ünver B., Saraydın S.U., 2011: Macroscopical and Histological Analysis of Gonadal Development of *Squalius cephalus* (L., 1758) in Tödürge Lake, Turkey. Pakistan Veterinary Journal, 32(1):55-59.

Ünver .B, Saraydın S.U., 2004: Histological examination of ovarium development of shemaya *Chalcalburnus chalcoides* living in Lake Tödürge (Sivas/Turkey). *Folia Zool.*,53(1): 99–106.

Ur-Rehman M., Abbas M.A.F., Iqbal K.J., Iftikhar Qureshi A., and Andleeb .S. 2015: Effect of Different Synthetic Hormones and/or Their Analogues on Induced Spawning in *Channa marulius*. Pakistan J. Zool., 47:745- 752.

Van aerle R., Nolan M., Jobling S., Christiansen L.B., Sumpter J.P., Tyler C.R., 2001: Sexual disruption in a second species of wild cyprinid fish (the gudgeon, *Gobio gobio*) in United Kingdom freshwaters. Environ. Toxicol. Chem., 20: 2841-2847.

Van der Kraak, G., 2009: The GnRH system and the neuroendocrine regulation of reproduction. Fish Neuroendocrinology, 28: 115-149.

Van der G.J., Chang J.P., Janz D.M., 1997: Reproduction. in physiology of fishes. Ed. CRC press, Boca Raton: 519 pp

Van Ginneken V. J. T., Maes G. E. 2005: The European eel (*Anguilla anguilla*, Linnaeus), its life cycle, evolution and reproduction: a literature review. Rev. Fish. Biol. Fisheries, 15: 367–398.

Varghese T. J., Satyanarayana P., 2009: Induced spawning of 'the Chinese silver carp, *hypophthalmichthys molitrix* (c. and v.) and the Indian major carp, *Catla catla* using marine catfish pituitary extract. College of fisheries, Université_of Agricultural sciences. Mangalore, India: 417- 441.

Verigin B.V., Belova N.V., Makeeva A.P., Emel'yanova N.G., 1999: Spawning features of far east herbivorous fish species in circular tanks. Journal of Ichthyology 39: 657-664.

Verigin B.V., ShakhaD.N., Kamilov B.G., 1990: Correlation among reproductive indicators of the silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*, and the bighead, *Aristichthys nobilis*. Journal of Ichthyology, 30(8):80-92.

Verigin B.V., Makeyeva A.P., Zaki MokhamedM.I. 1978 : Natural spawning of the silver carp (*Hypophthalmichthys nobilis*, the bighead carp (*Aristichthys nobilis*), and the grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) in the Syr-Dar'ya river. Journal of ichthyology 18 (1): 143-146.

Verma D.K., Routray P.C., Dasgupta D.S., Jena J.K., 2009: Physical and biochemical characteristics of semen and ultrastructure of spermatozoa in six carp species. Turkish journal of fisheries and aquatic sciences, 9: 67-76.

- Vovk P.S., 1979:** Temperature and food adaptation of the Far East herbivorous fishes: Pacific Science Congress Proceedings: 41-42.
- Wallace R.A., Selman K., 1990:** Ultrastructural aspects of oogenesis and oocyte Growth in fish and amphibians. *J. Electron microsc. Tech.*, 16: 175-201.
- Wallace R.A., 1985:** Vitellogenesis and oocyte growth in nonmammalian vertebrates, in: Developmental Biology. Vol. I: Oogenesis, Browder, L.W., Ed., Plenum Press, New York, 127-177 p.
- Wallace R.A., Selman K., 1981:** Cellular and dynamic aspects of oocytes growth in teleosts. *Amer. Zool.*, 21: 325–343.
- West, G., 1990:** Methods of assessing ovarian development in fishes: a review. *Australian Journal of Marine and Freshwater Research*, 41: (pp. 199-222)
- Woźniewski M., Opuszyński K., 1988:** Threshold oxygen content in water for juvenile stages of the cyprinids (*Ctenopharyngodon idella* Val., *Hypophthalmichthys molitrix* Val., *Aristichthys nobilis* Rich. *Cyprinus carpio* L.): 101(4): 51-59.
- Xie P., 2003:** Silver carp and bighead, and their use in the control of algal blooms. *ED. Science Press, Beijing*: 134 p.
- Xie P., Chen Y. 200:** Invasive carp in China's Plateau lakes. *Science*, 224:999-1000.
- Xu P., Li J., Li Y., Cui R., Wang J., Zhang J., Zhao Z., Sun X., 2011:** Genomic insight into the common carp (*cyprinus carpio*) genome by sequencing analysis of BAC- end sequences. *BMC Genomics*. 12 (1):1-7
- Yamamoto N., 2003:** Three gonadotropin-releasing hormone neuronal groups with special reference to teleosts. *Anatomical Science International*, 78: 139-155.
- Yang J., 1996:** The alien and indigenous fishes of Yunnan: A study on impact ways, degrees and relevant. *Conserving China's Biodiversity*, 157-168.
- Yaron Z., Gal G., Melamed P., Rosenfeld H., Elizur A., Levavi-Sivan B., 2003:** Regulation of fish gonadotropins. *International Review of Cytology*, 255: 131–185.
- Yaron Z., 1995:** Endocrine control of gametogenesis and spawning induction in the carp. *Aquaculture*, 129: 49–73.
- Yaron Z., Levavi-Zermansky B., 1986:** Changes in gonadotropin and ovarian steroids associated with oocytes maturation during spawning induction in the carp. *General and Comparative Endocrinology*, 62: 89–98.
- Yokote M., 1956:** Morphological notes on the two Chinese carps, *Hypophthalmichthys molitrix* and *Aristichthys nobilis*. *Bulletin of the Freshwater Fisheries Research Lab*, 6:61-70.
- Yousefian M., Mousavi S.E., 2011:** The mechanism of reproduction and hormonal function in

finfish species: A review. Scientific Research and Essays 6 (17): 3561-3570

Yun A.T., 1960: Reproduction of the Chinese carps, *Ctenopharyngodon idellus* and *Hypophthalmichthys molitrix* in a reservoir in Taiwan. Japanese Journal of ichthyology 8: 1-2.

Zohar Y., Mylonas C.C. 2001b: Endocrine manipulations of spawning in cultured fish: from hormones to genes. In: Donaldson, E.M., Lee, C.S. (Eds.), Reproductive Biotechnology in Finfish Aquaculture. Elsevier, Amsterdam, 99–136.

Factors limiting successful reproduction in wild silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*, in Kherrata Reservoir, Algeria

Soraya Sadouni, Mokrane Iguer-Ouada

Received – 09 April 2018/Accepted – 04 September 2019. Published online: 30 September 2019; ©Inland Fisheries Institute in Olsztyn, Poland
Citation: Sadouni S., Iguer-Ouada M. 2019 – Factors limiting successful reproduction in wild silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*, in Kherrata Reservoir, Algeria – Fish. Aquat. Life 27: 159-168.

Abstract. Silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix* (Cyprinidae), is the most important freshwater fish in Algerian aquaculture. No natural spawning is observed in Algerian water bodies. This study was conducted with the aim of investigating silver carp reproduction in the wild in Algeria. This investigation can contribute tools to facilitate successful artificial reproduction. Macroscopic and histological analysis of the gonads was conducted, and the monthly distribution of maturity stages and oocyte diameters were monitored in an aggregate sample of 130 male and female silver carp, *H. molitrix*, (450-710 mm total length). The gonadosomatic index (GSI) ranged from 2.76 to 18.88% in females and from 0.34 to 1.85% in males. The female GSI values were the highest from June to August indicating the onset of the spawning season. The histological structures of the gonads revealed five different developmental stages in females and three stages in males. The oogenesis stages were the perinucleolar stage, the yolk vesicle stage, the primary yolk, the secondary yolk, and the tertiary yolk. Migratory nuclei and hydrated oocytes, which are considered to be the maturation stage, were not observed. Three different spermatogenesis

phases (immature, maturing, and mature testis) were identified, which included final spermatozoa maturation.

Keywords: Algeria, *Hypophthalmichthys molitrix*, Kherrata Reservoir, limiting factors, reproduction, seasonal changes

Introduction

Silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix* (Val.), is one of the most important freshwater fish species in aquaculture. *Cyprinus carpio* L. and other closely-related Cyprinidae species constitute over 30% of aquaculture production in the world (Xu et al. 2011). Despite the fact that silver carp has been introduced in many countries of the world for biological control (algal blooms) and aquaculture, natural reproduction is only observed in limited localities in ecosystems similar to those of the original environment (Kolar et al. 2005). Indeed, Stott and Cross (1973) noted that natural silver carp reproduction is only observed at four sites: the River Tone in Japan, the Ah Kung Tian Reservoir in Taiwan, the Amu-Darya River in Turkmenistan, and the Kuban River in the Caucasus. Later reports indicate that natural reproduction also occurs in the Kara Kum Canal in the Murghab River in Turkmenistan, and the Syr

S. Sadouni [✉], M. Iguer-Ouada
Laboratoire Associé en Écosystèmes Marins et Aquaculture
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université de Bejaia,
06000 Bejaia, Algérie
e-mail: sadsoraya1@gmail.com

S. Sadouni
National Center for Research and Development of Fisheries and
Aquaculture (CNRDPA), Division of Aquaculture, Bou-ismail, Tipaza,
Algeria

Darya River in Uzbekistan (Krykhtin and Gorbach 1981), in the Mississippi River (Herborg et al. 2007), the Missouri River (Schrack and Guy 2002), the Danube River (Jankovic 1998), and the Terek River in the Caucasus (Abdusamadov 1986).

In Algeria, silver carp stocking is performed in several provinces throughout the country, but no natural spawning is observed. The aim of the current study was to examine changes in the macroscopic and microscopic structures of the ovaries and testes of *H. molitrix* from Kherrata Reservoir. The experimental design consisted of investigating male and female gonad activity at the macroscopic level throughout two successive reproductive seasons and at the microscopic level during the annual maturation cycle.

Materials and methods

Description of study area

Kherrata Dam Reservoir (710 ha) is located in north-east Algeria in the region of Bejaia (36° 28'16.07" N, 5°16'9.39" E). The Kherrata Dam was constructed at the confluence of the El Berd and Embarek rivers. The average flow of the two rivers is from 2.53 to 5.39 m³ s⁻¹. The annual average water temperature in Kherrata Reservoir is 15.7°C, with the lowest temperatures recorded from December to February at a mean of 7°C and the warmest noted from June to August at a mean of 24.8°C.

One hundred and thirty fish (70 females and 60 males) were collected from April 2010 to September 2011 from Kherrata Reservoir. The fish samples were caught with purse seines at 15 day intervals by commercial fishers. Fish of both sexes (n = 130) were sacrificed every month for 17 months (although the fish sampled in April were not included in the macroscopic study). The mean length range was 59.5 cm ± 4.60 for females and 59.1 cm ± 3.47 for males. Eviscerated fish weight ranged from 840 to 3035 g in

males and from 930 to 3105 g in females (Table 1). The age ranged from 4 to 5 years for both sexes. Immediately after collection, live fish were transported to the laboratory. The information recorded for each specimen included measurements of total length (TL) to the nearest mm using a fish measuring board. The fish were then dissected and gonad morphology, size, and color were noted, and the sexes and maturity stages were recorded. The gonads were then weighed to the nearest 0.0001 g using an electronic balance (Ohaus Adventurer AR2140). Eviscerated fish weight was measured to the nearest 10 g with a balance hook (Baxtran KRN 10), and the liver weight was recorded later. Monitoring covered two successive spawning seasons. The gonadosomatic index (GSI) and hepatosomatic index (HSI) values were calculated for each individual fish as follows:

$$\text{GSI} = \text{gonad weight (g)} \times \text{eviscerated weight (g)}^{-1} \times 100.$$

$$\text{HSI} = \text{liver weight (g)} \times \text{eviscerated weight (g)}^{-1} \times 100.$$

The ovaries and testes were analyzed at the microscopic level with standard histological techniques. Tissues for histological observation was obtained from the middle of the gonads. The tissues were prepared for histological examination by fixing them in a 10% neutralized formalin solution. The samples were then dehydrated in increasing ethanol concentrations (70 to 95%), cleared in xylene, and embedded in paraffin wax. Histological sections 3 mm thick were cut with a rotary microtome. The sections were mounted on glass microscope slides, stained with hematoxylin-eosin, and then examined and photographed with an Optika DM binocular digital microscope (2.0 Mpx). The frequencies of the different stages of the ovaries and testes were calculated using the following formula: number of ovaries or testis in a particular stage × 100 per total number of ovaries or testes counted. Oocyte diameters were measured with Echoview software, and the average oocyte diameters for each month were calculated based on 30-40 oocytes from all of the stained slides in the same month; these values are presented as mean ± SD.

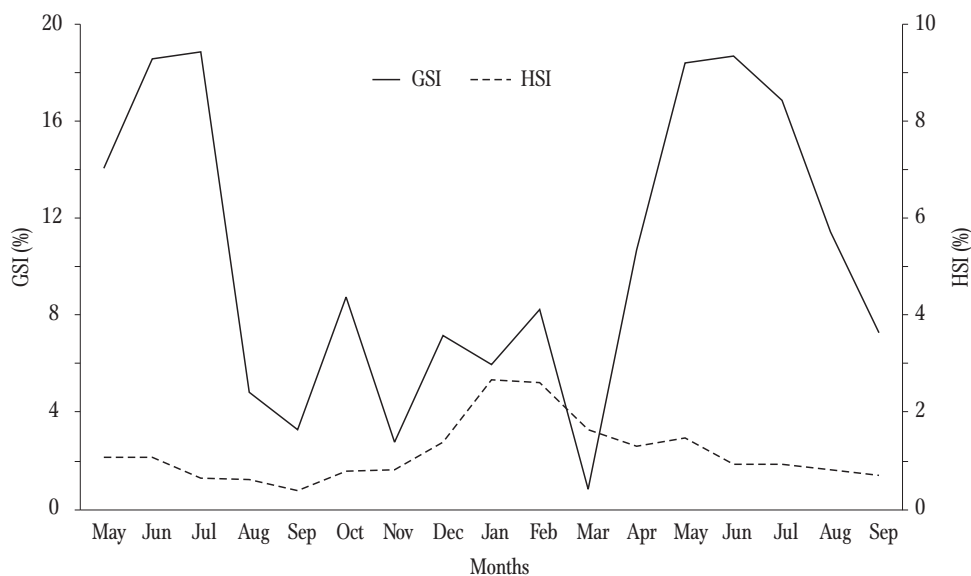


Figure 1. Monthly variation of gonadosomatic index (GSI) and hepatosomatic index (HSI) of *H. molitrix* female during two successive reproductive seasons in Kherrata Reservoir.

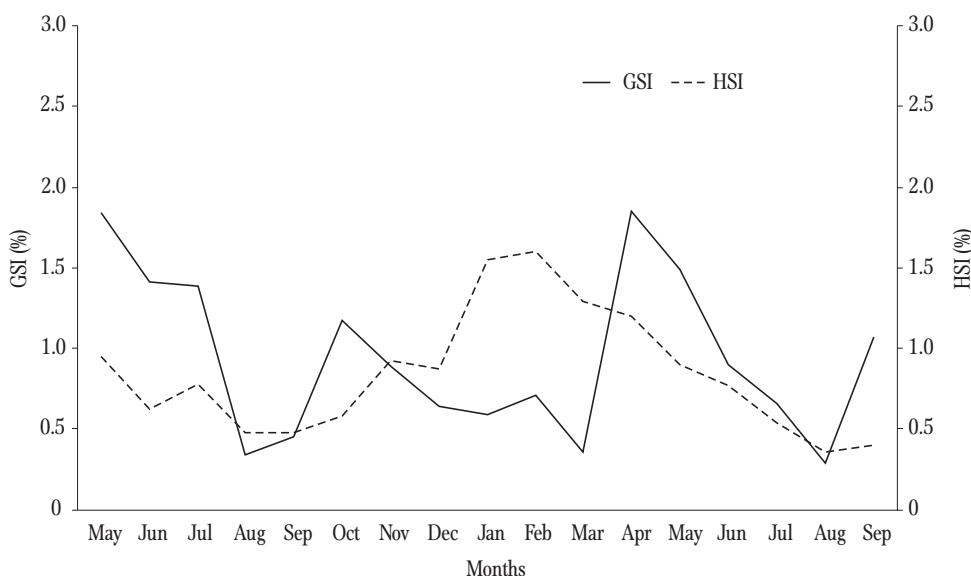


Figure 2. Monthly variation of gonadosomatic index (GSI) and hepatosomatic index (HSI) of *H. molitrix* male during two successive reproductive seasons in Kherrata Reservoir.

Results

Macroscopic Study

Monthly evolution of GSI and HSI

Female and male GSI variation during the study period is presented in Figs. 1 and 2, respectively. During the 2010 spawning season, female GSI (Fig.1)

increased significantly and peaked in July at a value of 18.74%. This was followed by a decrease that reached minimum values in September. The 2011 spawning season was characterized by rapid gonadal development between March and May and a slowed development between May and June. Male GSI values (Fig. 2) peaked in the two spawning seasons in April and May, and they reached the lowest values in August (Fig. 2). The HSI index evolved similarly in

Table 1

Number of fish analyzed each month, range of total length and eviscerated weight, gonadosomatic index (GSI) and hepatosomatic index (HSI) (mean $\pm$ SD) in male and female *H. molitrix*

Months	N	No. of females	No. of males	Gutted weight (g)	Total length (cm)	Females		Males	
						GSI	HSI	GSI	HSI
Apr 10	9	7	2	-	56-60	-	-	-	-
May 10	9	5	4	930-2070	46-56.5	14.1 $\pm$ 4.6	1.06 $\pm$ 0.27	1.84 $\pm$ 0.10	0.95 $\pm$ 0.53
Jun 10	7	4	3	840-1900	45-62.2	18.6 $\pm$ 0.1	1.07 $\pm$ 0.08	1.41 $\pm$ 0.35	0.62 $\pm$ 0.13
July 10	6	1	5	1850-2526	60-65	18.88 $\pm$ 0	0.63 $\pm$ 0	1.36 $\pm$ 0.09	0.78 $\pm$ 0.07
Aug 10	4	1	3	1531-2200	57-65	4.84 $\pm$ 0	0.62 $\pm$ 0	0.34 $\pm$ 0.40	0.48 $\pm$ 0.14
Sep 10	5	3	2	1093-1865	52-62.6	3.26 $\pm$ 0.24	0.38 $\pm$ 0.13	0.45 $\pm$ 0.13	0.48 $\pm$ 0.04
Oct 10	7	4	3	1700-2300	59.2-66	8.77 $\pm$ 1.37	0.78 $\pm$ 0.23	1.17 $\pm$ 0.08	0.58 $\pm$ 0.05
Nov 10	6	4	2	1300-1900	53.5-61	2.76 $\pm$ 1.72	0.82 $\pm$ 0.16	0.88 $\pm$ 0.014	0.92 $\pm$ 0.01
Dec 10	4	3	1	1900-2700	58.5-66	7.1 $\pm$ 1.35	1.39 $\pm$ 0.6	0.65 $\pm$ 0	0.87 $\pm$ 0
Jan 11	8	5	3	1500-2050	57.3-64	5.94 $\pm$ 1.32	2.66 $\pm$ 0	0.59 $\pm$ 0.35	1.55 $\pm$ 0.68
Feb 11	4	2	2	1600-2700	57-66.5	8.23 $\pm$ 2.09	2.61 $\pm$ 0.28	0.74 $\pm$ 0.077	1.6 $\pm$ 0.17
Mar 11	6	1	5	1100-2060	49-61.5	0.85 $\pm$ 0	1.63 $\pm$ 0	0.36 $\pm$ 0.61	1.29 $\pm$ 0.48
Apr 11	6	2	4	1560-2400	53-61	10.7 $\pm$ 5.33	1.3 $\pm$ 0.10	1.85 $\pm$ 0.33	1.2 $\pm$ 0.10
May 11	10	3	7	1250 2200	50-65	18.42 $\pm$ 7.6	1.47 $\pm$ 0.27	1.49 $\pm$ 0.90	0.9 $\pm$ 0.36
Jun 11	10	6	4	1630-2139	54.5-62.5	18.72 $\pm$ 0	0.93 $\pm$ 0.23	0.89 $\pm$ 0.67	0.77 $\pm$ 0.22
July 11	9	5	4	1544-3035	59-69	16.85 $\pm$ 6.92	0.93 $\pm$ 0.12	0.66 $\pm$ 0.33	0.54 $\pm$ 0.17
Aug 11	9	6	3	1825-3100	60-71	11.43 $\pm$ 3.16	0.81 $\pm$ 0.10	0.29 $\pm$ 0.17	0.36 $\pm$ 0.23
Sep 11	11	8	3	1482-3030	54-71	7.29 $\pm$ 4.98	0.7 $\pm$ 0.34	1.07 $\pm$ 1.27	0.4 $\pm$ 0.05

both sexes (Fig. 1 and Fig. 2), and it indicated the development stage during the slowed GSI period of August 2010 to March 2011 only to decrease in tandem with gonad development.

Gonad macroscopic development stages

Six macroscopic developmental stages were observed in the females and four in the males. Stage I. The ovaries were underdeveloped, dark colored, and the eggs were not visible. The testicles were thin, pinkish, and vascularized, and they occupied 30-40% of the body cavity. Stage II. The ovaries were larger and thicker; gray, scattered, and transparent eggs appeared inside the ovaries with the presence of a few blood vessels across the gonads. The testicles were larger, whitish, with occasional blood capillaries, and they occupied one-half of the abdominal cavity; milt ran under moderate pressure. Stage III. The ovaries were light gray, and they occupied almost one-third of the abdominal cavity; the oocytes were more condensed with a whitish color. Fine blood vessels passed through the ovaries. The oocytes could be

stripped with moderate pressure. The testes were larger, occupied the entire abdominal cavity, and milt ran under slight pressure. Stage IV. The ovaries were more developed and occupied two-thirds of the abdominal cavity. The oocytes were larger and whitish, and more blood vessels passed over the surface of the ovaries. Testes were significantly decreased in size, and there was no milt production. Stage V. The ovaries were pale yellow and occupied only one third of the abdominal cavity, and there were only a few blood vessels. Yellowish oocytes were observed inside the ovaries. Stage VI. The ovaries were significantly reduced in volume with white scattered oocytes.

Microscopic Study

Microscopic analysis of silver carp ovaries

In the current study, six histological stages were observed at the microscopic level (Fig. 3). Stage I (Perinuclear oocytes). This stage can be divided into two phases: chromatin nucleolus follicles

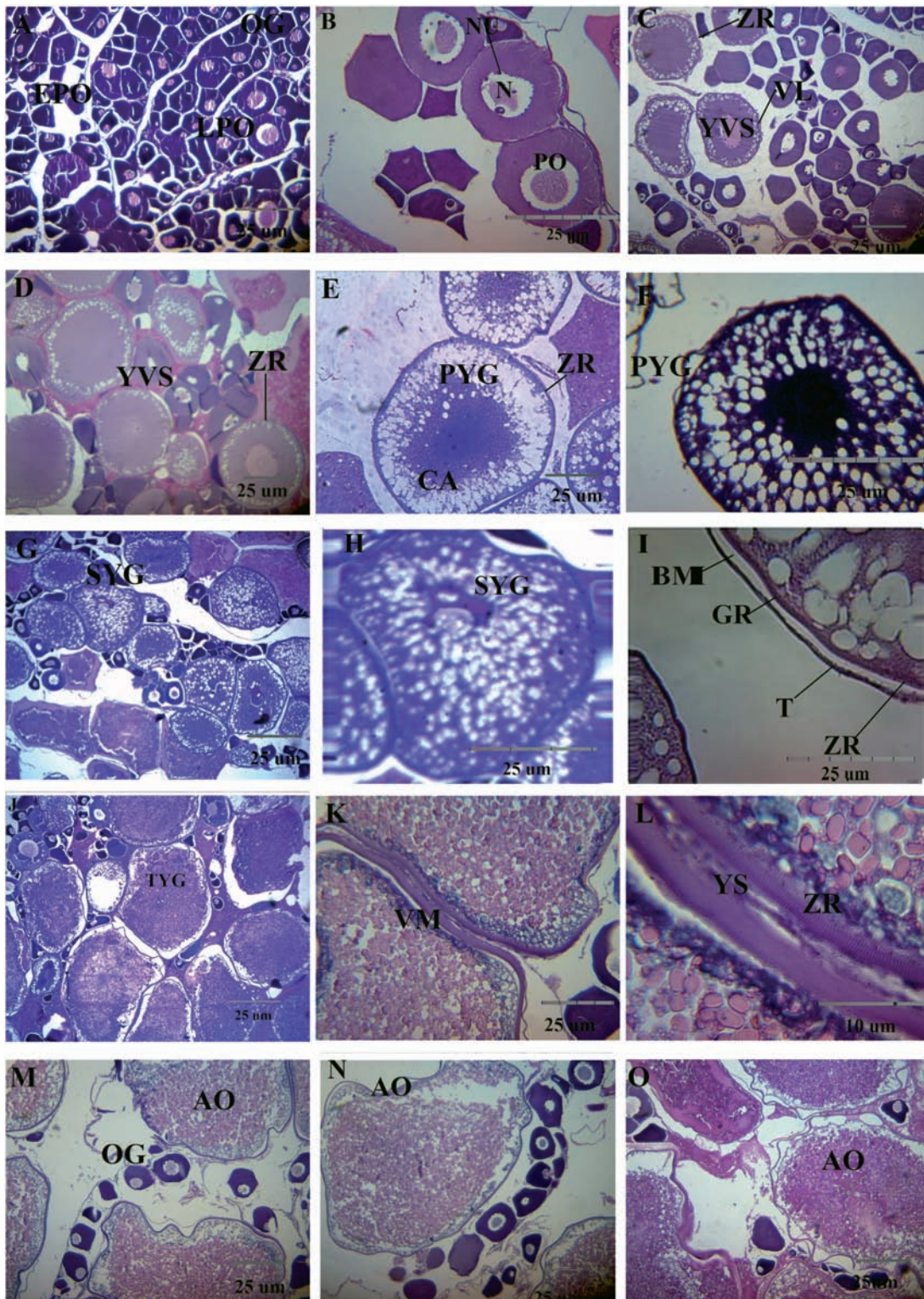


Figure 3. Different stages of oocyte maturation in *H. molitrix*. A and B) perinuclear oocyte stage: OG: oogonium; EPO – early perinuclear oocytes; LPO: late perinuclear oocytes; PO: perinuclear oocyte; N: nucleus; Nu: nucleolus. C and D) yolk vesicle stage: YVS: yolk vesicle stage; ZR: zona radiata; VL: vitellus. E and F) primary yolk globule stage: PYG: primary yolk globe; CA: cortical alveoli; ZR: zona radiata G and H) Secondary yolk globule stage; SYG: secondary yolk globule. I) BM: basal membrane; T: theca; ZR: zona radiata; GR: granulosa. J) tertiary yolk globule stage: TYG: tertiary yolk globule. K) VM: vitelline membrane. L) YS: yolk space. M, N and O) AO: atretic oocytes; OG: oogonium.

(oogonium) and perinucleolar oocytes. The oogonium occupied the greatest part of the oocytes, and the cytoplasm was dense and homogeneous (Fig. 3A). Perinucleolar oocytes (Fig. 3B) were irregular spheres with several nucleoli. Nucleoli were variable in size and number (from 3 to 23). The nucleus was eosinophilic. As the oocytes developed, the nucleoli migrated to the periphery of the nucleus. The diameter of oocytes was 75-600 μm with a large nucleus (75-300 μm). The chromatin nucleolus follicles and perinuclear oocytes signaled the pre-vitellogenic stage. Stage II (Yolk vesicle stage). The cytoplasm became heterogeneous by the presence of small vesicles organized in a ring at the periphery of the oocytes (Fig. 3C and 3D). This stage was marked by the increased size of the primary oocytes (525-1025 mm). The nuclei (125-450 mm) became increasingly eosinophilic. The nucleoli and nuclear membranes became less regular, and the zona radiata was present between the oocytes and their follicular layers (Fig. 3D). Stage III (Primary yolk stage). Yolk globules occupied one-third of the cytoplasm, and the cortical alveoli appeared in the ooplasm (Fig. 3E and 3F). The nucleus (300-750 mm) was irregular and the diameter of oocytes were from 550 to 1050 mm. Oil droplets began to appear in the ooplasm around the nucleus with the presence of thin follicular layers enclosing the zona radiata (Fig. 3I). This was the stage of endogen vitellogenesis. Stage IV (Secondary yolk stage). Oocytes (925-1870 mm) and nuclei (450-750 mm) increased in size and small protein yolk globules fused into larger ones (Figs. 3G and 3H). Yolk globules increased in number and size and filled two-thirds of the ooplasm. Delicate striations appeared on the zona radiata (Figs. 3K and 3L). Stage V (Tertiary yolk stage). Protein yolk globules increased and filled the cytoplasm totally (Fig. 3J). Oocytes (1025-2270 mm) and nuclei (207 mm) reached maximum size. The nucleoli gradually moved to the center. Oil droplets were present only in the periphery of the germinal vesicles. Some oocytes showed early germinal vesicle movement (GVM). Secondary and tertiary yolk stages were the hexogen vittelogenic stages.

Atretic oocytes were very prominent, and the ovaries contained irregular atretic oocytes (Figs. 3M, 3N, 3O). The degeneration pattern was observed in all phases of oocyte development, but it was more common after stage V.

Microscopic analysis of silver carp testes

Three microscopic developmental stages were observed in the male gonads (Fig.4). Immature testes were characterized by the presence of small seminiferous lobules surrounded by connective tissue. The primary spermatogonia were aligned in the seminiferous tubules (Fig.4A). Cysts with spermatocytes and spermatids surrounded each lobule. Some lobules appeared to be empty.

In maturing testes the lobules were large and separated by interstitial tissue. They contained sparse peripheral, spermatogonia, spermatocysts, and spermatids (Fig. 4B). The number of spermatogonia was reduced, and the number of primary and secondary spermatocytes was the highest. The maturation stage was characterized by reduced numbers of primary and secondary spermatocytes. The volume of the seminiferous tubules was the highest (Figs. 4C, 4D) with the presence of mature spermatozoa.

Monthly distribution of maturity stage

The distribution of the gonadal development stages during the study period in female and male fish is presented in Figs. 5a and 5b, respectively. The frequency distribution of maturity stages for females (Fig. 5a) varied monthly and no clear distribution pattern was detected throughout the study period. Obviously, stage (I) was noted from March to October with the highest abundance during the month of March (100%). Stage II oocytes were observed in winter, while stage III were noted between October and April and reached maximum percentages in April (51%). Stage IV was present from November to August with a peak in February (51%). Stage V extended from May to July with a peak in May (32%). Many atretic oocytes were observed in all the development stages with peaks of 50 and 69% in June and

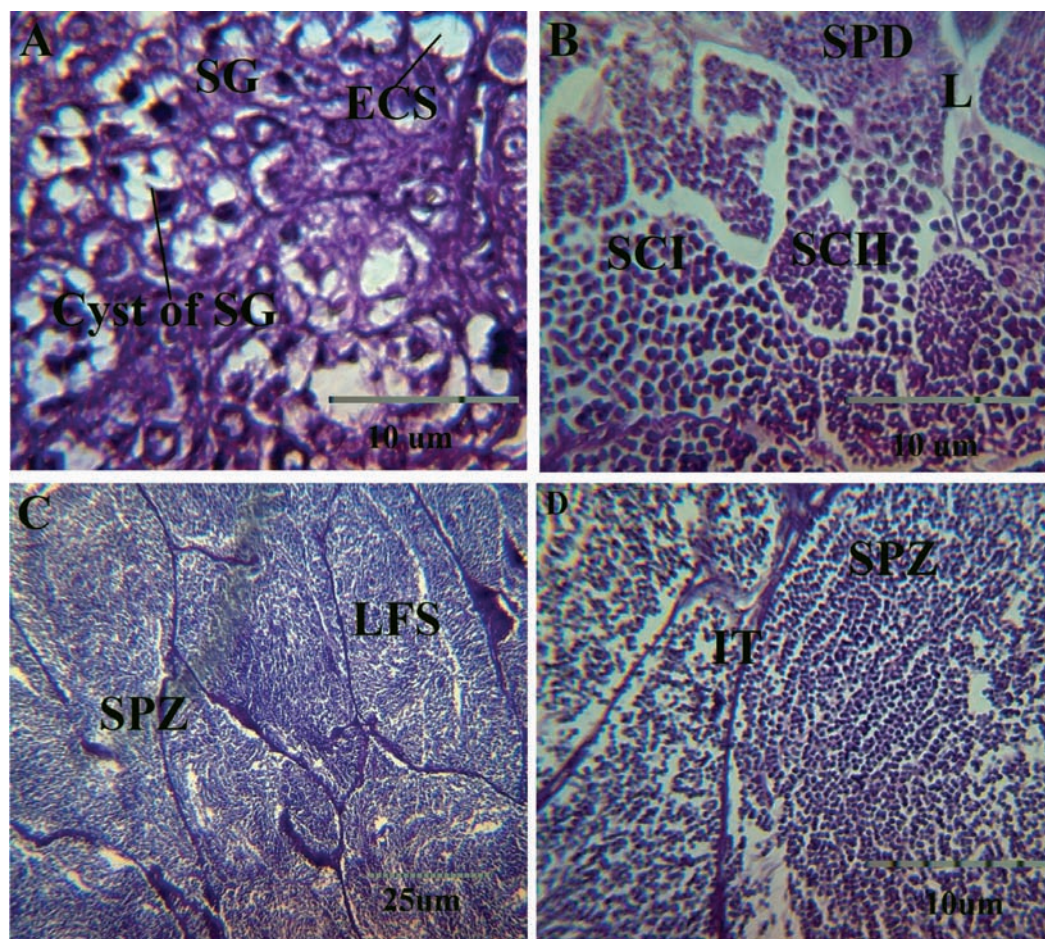


Figure 4. Different stages of testis maturation in *H. molitrix*. A) immature stage: SG: spermatogonia; ECS: empty cyst of spermatozoa; spermatozoa. B) Testis Maturing stage: SPD: spermatids; SC I and SC II: spermatocytes I and II; L: lumen; ST. C) Mature stage: LFS: Lobule filled with sperm; SPZ: spermatozoa. D) IT: interstitial tissue.

July, respectively. The study of ovarian dynamics showed that 26.08% of the ovaries were in reproductive stage I, 17.39 % were in stages II and III, 13.04% were in stage IV, 4.34% were in stage V, and 21.73% were atretic oocytes. Spermatogonia (stage I) were noted from September to March with peak abundance from October to March. Spermatids (stage II) were observed from April to May with the maximum in May. Spermatozooids (stage III) were noted from April to September with the highest frequency in June, July, and August (Fig. 5b). The mean follicle diameter (Fig. 6) increased significantly from stage Ia ($0.12 \text{ mm} \pm 0.03$) to stage V ($1.41 \text{ mm} \pm 0.50$). The largest diameters were observed during May and June.

Discussion

The aim of the present study was to investigate silver carp reproduction in the wild in Algeria. The results showed that females presented significant GSI values from May to July with peaks in June and July, while the male GSI peaked in May and April, two months earlier than the female GSI. It is known that GSI increases concomitantly with gonad maturation, and it reaches maximum values at the onset of the breeding period and decreases abruptly as soon as the breeding period is over (Roy and Mandal 2015). The GSI of the mature females before ovulation ranged from 9.1 to 37.2% in Uzbekistan (Kamilov and Komrakova 1999), 4.14 to 17.7% in the Balkhash-Ili basin in Kazakhstan (Karpov et al. 1989), and from 5 to

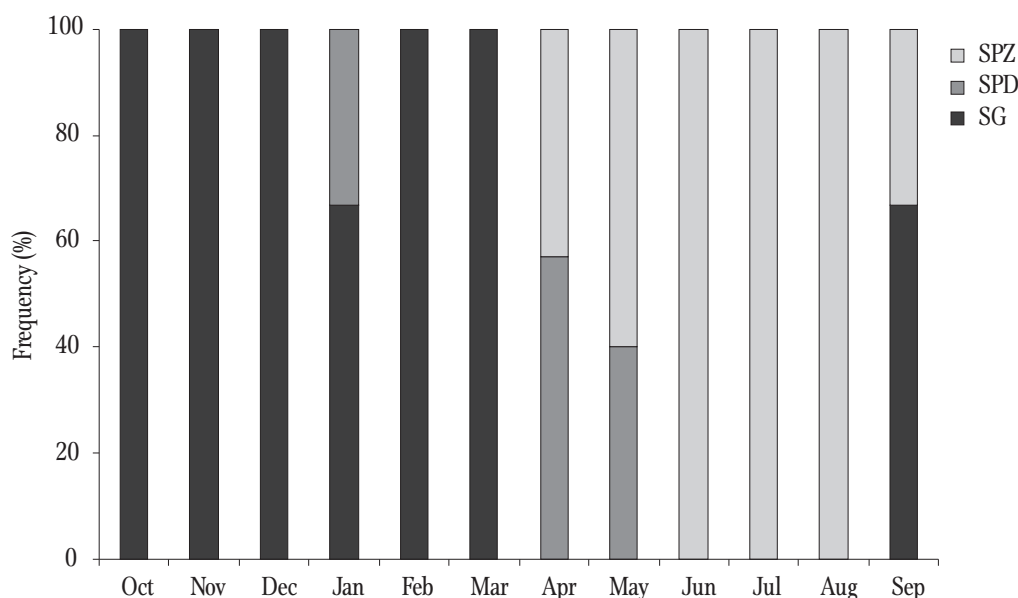


Figure 5. Temporal changes in gonadal maturation stages in females (a) and males (b) of *H. molitrix* from Kherrata Reservoir. Monthly frequencies (%) of female and male developmental stages are indicated in color and were compiled from monthly samples for the period from October, 2010 to September, 2011. Stages of sperm maturation: SG – spermatogonium, SPD – spermatids, SPZ – spermatozoa.

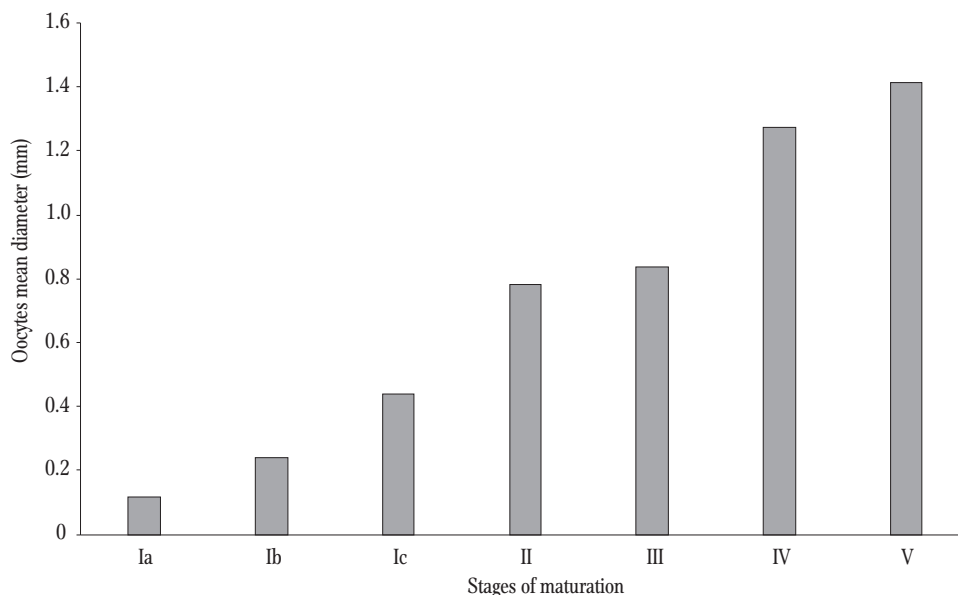


Figure 6. *H. molitrix* oocyte diameters in different developmental stages.

29.7% in Syr Darya River in Kyrgyzstan (Kamilov and Salikhov 1996). Temperature is regarded as the main determinant factor in reproduction in the cyprinid family (Billard et al. 1978, Billard 1995).

In fact, oogenesis in silver carp is highly temperature dependent, and, according to Brzuska and Adamek (1987), 1,300-1,400 °D are necessary for spawners to achieve sufficient gonad maturity in

Poland. Normal maturation of silver carp in the Amur River requires an average of 2,865 °D (Gorbach and Krykhtin 1980). In the current work, maximum ovarian development was noted in June and July when both water temperature and photoperiod reached maximum values (21°C and 16L:8D). In the Terek Region of the Caspian Basin, Abdusamadov (1986) reports that introduced silver

carp spawned from April to July. Silver carp spawning is also reported as follows: mid-May to mid-June in Arkansas; May to July in the Terek River; late May or early June in Uzbekistan; April to July in China; June and July in Japan (Kolar et al. 2005).

The decrease in HSI values during the spawning season could have been attributed to the important role of liver reserves in reproductive activity, which is linked significantly to higher food abundance (Santos et al. 2007) and metabolic rates (Wootton 1998). The relationship between HSI and GSI in *H. molitrix* indicated an inverse relationship and suggested that hepatic reserves were mobilized during gonad development (Encina and Granado-lorencio 1997, Sudarshan and Kulkarni 2013, Hismayasari et al. 2015).

The study of ova diameter has been demonstrated to be a valuable tool in the evaluation of spawning activity in fish (Sundarabharathy et al. 2004). In fact, in the current results, oocyte diameter was the highest during the spawning months (Roy and Mandal 2015). Growth in oocyte diameter in *H. molitrix* from Kherrata Reservoir was particularly important from stage II. The minimum diameter of oocytes was observed in the chromatin nucleolus stage and the maximum diameter was noted in the tertiary yolk stage. It has been shown previously that the highest oocytes diameters were found from May to June (GSI ? 14), which corresponded to maximum vitellogenin and estrogen synthesis and the onset of the spawning season (Lenhardt and Cakić 2002). In the natural environment of this species, the diameter of the ripe eggs before spawning was 0.6-1.01 mm in Uzbekistan (Kamilov and Komrakova 1999) and 0.5-1.7 mm in Syr Darya in Kyrgyzstan (Abdullayev and Khakberdiyev 1989), while in the present study the maximum value was 1.4 mm noted in stage V.

Histological examinations revealed the presence of different oocyte development stages in the same ovaries that indicated asynchronous activity. Histological analysis indicated there were five stages of oocyte development, namely the perinucleolar, yolk vesicle, primary yolk, secondary yolk, and tertiary yolk (early migratory nucleus) stages. Migratory nuclei and hydrated oocytes were not observed. The inhibition of oocyte development was observed in

summer when GSI values were the highest and oocytes reached their maximum diameter. This failure is also observed in captive carps, particularly in *Labeo rohita* (Hamilton) (Lone and Hussain 2009) and *Catla catla* (Hamilton) (Khalid et al. 2012). Because the environmental conditions in habitats into which these cyprinids have been introduced differ diametrically from those of their natural habitats, these species exhibit reproductive endocrine dysfunction (Podhorec and Kouril 2009) mostly during final oocyte maturation (Yaron 1995). This is caused by the insufficient LH secretion necessary for the activation of final oocyte maturation (Mañanós et al. 2009).

In this study, the *H. molitrix* testes developed earlier than did the ovaries. Silver carp testes exhibited three stages of development with the presence of mature spermatozoa at the final stage from June to September. The current study provides more information regarding silver carp reproductive failure in Kherrata Reservoir, and females were identified as the limiting factor since no final oocyte maturation was observed.

Acknowledgments. The authors are thankful to the Kherrata Reservoir fishers for providing fish samples. We are also thankful to CNRDPA for financial support.

Author contribution. S.S. designed and performed the research, analyzed the data, and wrote the paper; M.I.O. reviewed the manuscript.

References

- Abdullayev M.A., Khakberdiyev B. 1989 – Problems of biology and ecology of Grass Carp and Silver Carp from collecting-drainage waters of middle and lower reaches of Syr Darya – In: Annotated bibliography of bighead (*Hypophthalmichthys nobilis*) and silver (*Hypophthalmichthys molitrix*) carps from Russian-language literature (Eds) N.G. Bogutskaya, L.A. Jones, N.E. Mandrak, B. Cudmore. Can. Manuscr. Rep. Fish. Aquat. Sci.
- Abdusamadov A.S. 1986 – Biology of white amur, *Ctenopharyngodon idella*, Silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*, and bighead, *Aristichthys nobilis*, acclimatized in the Terek region of the Caspian basin – J. Ichthyol. 3: 425-433.
- Billard R., Breton B., Fostier A., Jalabert B., Weil C. 1978 – Endocrine control of the teleost reproductive cycle and its relation to external factors: salmonid and cyprinid

- models – In: Comparative Endocrinology (Eds) P.T. Gaillard, H.H. Boer, Elsevier North Holland Biomedical Press, Amsterdam: 37-48.
- Billard R. 1995 – Carp: Biology and culture – Billard, Paris, France, 342 p.
- Brzuska E., Adamek J. 1987 – Investigation on the reproduction of the herbivorous fish *Ctenopharyngodon idella*, *Hypophthalmichthys molitrix* and *Aristichthys nobilis* under controlled conditions – Acta Hydrobiol. 29: 497-508.
- Encina L., Granado-Lorencio C. 1997 – Seasonal changes in condition nutrition, gonad maturation and energy content in barbel, *Barbus scaleteri*, inhabiting a fluctuating river – Environ. Biol. Fish. 50: 75-84.
- Gorbach E.I., Krykhtin M.L. 1980 – optimal parameters of the main factors determining maturation and reproduction of Grass Carp and Silver Carp in the Amur – In: Phytophagous fishes in industrial fish culture – Book of Abstracts of the 9th All-Union Conference: 152-154.
- Herborg L.M., Mandrak N.E., Cudmore B.C., Macisaac H.J. 2007 – Comparative distribution and invasion risk of snakehead (Channidae) and Asian carp (Cyprinidae) species in North America – Can. J. Fish. Aquat. Sci. 29: 1723-1735.
- Hismayasari I.B., Marhendira A.P.W., Rahayu S., Saidin S.D.S. 2015 – Gonadosomatic index (GSI), hepatosomatic index (HSI) and proportion of oocytes stadia as an indicator of rainbowfish *Melanotaenia boesemani* spawning season – Int. J. Fish. Aquat. Stud. 2: 359-362.
- Jankovic D. 1998 – Natural reproduction by Asiatic herbivorous fishes in the Yugoslav section of the River Danube – Ital. J. Zool. 65: 227-228.
- Kamilov B.G., Komrakova M.Y. 1999 – Maturation and fecundity of the silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*, in Uzbekistan – Isr. J. Aquac. (Bamidgeh) 51: 40-43.
- Kamilov B.G., Salikhov T.V. 1996 – Spawning and reproductive capability of Silver Carp *Hypophthalmichthys molitrix* in Syr Darya River – Vopr. Ikhtologii 36: 631-637.
- Karpov V.E., Bayekeshev A.Sh., Glukhovtsev I.V., Shapovalov M.V. 1989 – Characteristics of self-sustained stocks of Grass Carp and Silver Carp in the Silver Carp populations in the Ili River including Balkash Lake and the Balkhash-Ili basin Darya – In: Annotated bibliography of bighead (*Hypophthalmichthys nobilis*) and silver (*Hypophthalmichthys molitrix*) carps from Russian-language literature (Eds) N.G. Bogutskaya, L.A. Jones, N.E. Mandrak, B. Cudmore. Can. Manuscr. Rep. Fish. Aquat. Sci.
- Khalid P.L., Sumrin S., Shafek F. 2012 – Age-related change in ovarian gross and histological characteristics during pubertal development in captive *Catla catla* (Hamilton, 1822) of age 18-29 months – Pak. J. Zool. 44: 159-172.
- Kolar C.S., Chapman D.C., Walter, R., Courtenay J.R., Housel R.S., Williams C.M., Jennings D.P. 2005 – Asian carps of the genus *Hypophthalmichthys* (Pisces, Cyprinidae): a biological synopsis and environmental risk assessment, Report 94400-3-0128 to the U.S. Fish and Wildlife Service, Washington.
- Krykhtin M.L., Gorbach E.I. 1981 – Reproductive ecology of grass carp, *Ctenopharyngodon idella*, and the silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix*, in the Amur basin – J. Ichthyol. 21: 109-123.
- Lenhardt M., Cakić P. 2002 – Seasonal reproductive cycle of pike, *Esox lucius* L., from the river Danube – J. Appl. Ichthyol. 18: 7-13.
- Lone K.P., Hussain A. 2009 – Seasonal and age related variations in the ovaries of *Labeo rohita* and histological study of gametogenesis, maturation and fecundity – Pak. J. Zool. 41: 217-234.
- Mañanós E., Duncan N., Mylonas C. 2009 – Reproduction and control of ovulation, spermiation and spawning in cultured fish – In: Methods in reproductive aquaculture marine and freshwater species (Eds) E. Cabrita, V Robles, M.P. Herráez, CRC Press, Taylor and Francis Group, Boca Raton: 3-80.
- Podhorec P., Kouril J. 2009 – Induction of final oocyte maturation in Cyprinidae fish by hypothalamic factors: a review – Vet. Med.-Czech 54: 97-110.
- Roy K., Mandal D.K. 2015 – Maturity stages of ovary of a minor carp, *Labeo bata* (Hamilton-Buchanan, 1822) – Int. J. Fish. Aquat. Stud. 2: 19-24.
- Santos A.M.P., Ch'icharo A., Dos Santos T., Moita P. B., Oliveira A. Peliz P. R. 2007 – Physical-biological interactions in the life history of small pelagic fish in the Western Iberia Upwelling Ecosystem – Progr. Oceanogr. 74: 192-209.
- Schrank S.J., Guy C.S. 2002 – Age, growth, and gonadal characteristics of adult bighead carp, *Hypophthalmichthys nobilis*, in the lower Missouri River – Environ. Biol. Fish. 64: 443-450.
- Stott B., Cross D.G. 1973 – A note on the effect of lowered temperature on the survival of eggs and fry of the grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.) – J. Fish Biol. 5: 649-658.
- Sudarshan S., Kulkarni R.S. 2013 – Determination of Condition Factor (K) Somatic Condition Factor (Ks) Hepatic and Gonado Somatic Indices in The Fresh Water Fish *Notopterus Notopterus* – Int. J. Sci. Res. 2: 524- 526.
- Sundarabarathy T.V., Edirisinghe U., Dematawewa C.M.B. 2004 – Captive breeding and rearing of fry and juveniles of cherry barb (*Puntius titteya* deraniyagala), a highly threatened endemic fish species in Srilanka – Trop. Agr. Res. 16:137-149.
- Wootton R.J. 1998 – Ecology of teleost fishes – Chapman and Hall, London, New York, 404 p.
- Xu P., Li J., Li Y., Cui R., Wang J., Zhang J., Zhao Z., Sun X. 2011 – Genomic insight into the common carp (*Cyprinus carpio*) genome by sequencing analysis of BAC-end sequences – BMC Genomics 12: 1-7.
- Yaron Z. 1995 – Endocrine control of gametogenesis and spawning induction in the carp – Aquaculture 129: 49-73.

Résumé

La carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix* (Cuvier et Valenciennes, 1844) qui est un *Cyprinidae* originaire de Chine et de Sibérie a été introduite en Algérie pour la première fois en 1985. Ce poisson est peu connu en Algérie, aucune étude n'a porté sur sa biologie de la reproduction. Le premier but du présent travail était d'établir le cycle sexuel par le moyen de l'étude macroscopique, de l'histologie, et de l'interaction entre les paramètres histologiques et macroscopiques et le deuxième but était d'induire la ponte artificiellement. Les résultats ont montré que la carpe argentée est un téléostéen ovipare gonochorique possédant un cycle de reproduction annuel. Cinq stades de maturation du follicule ovarien et trois dans l'évolution du testicule des mâles ont été définis au stade microscopique. La gamétogenèse se déroule pendant toute l'année, la maturation est atteinte en période estivale, mais la ponte n'a pas lieu à cause de l'absence de la maturation finale. La carpe argentée ne se reproduit pas en captivité. La femelle carpe argentée est le facteur limitant de la reproduction. La reproduction artificielle de la carpe argentée, l'une des premières réalisées en Algérie, a permis de produire plusieurs millions de larves. Le lot injecté avec un mélange d'HCG et de glande pituitaire a donné une quantité plus importante de larves que le lot injecté avec la glande pituitaire uniquement. Ce travail, a permis d'acquérir les bases biologiques de la reproduction de *H. molitrix*. Ces connaissances ont constitué une étape préliminaire à la maîtrise de la reproduction artificielle de *H. molitrix* en vue du repeuplement des plans d'eau.

Mots clés : *Hypophthalmichthys molitrix*, maturation sexuelle, ovogenèse, spermatogenèse, reproduction artificielle.

Abstract

The silver carp *Hypophthalmichthys molitrix* (Cuvier and Valenciennes, 1844) a *Cyprinidae* native to China and Siberia was introduced to Algeria for the first time in 1985. This fish is little known in Algeria; in particular, no study has focused on its reproductive biology. The first aim of this work was to establish the sexual cycle by means of macroscopic study, the histology, and interaction between histological and macroscopic parameters. The second goal was to induce spawning artificially. The results showed that silver carp is a gonococcal oviparous teleost with an annual reproductive cycle. Five stages of maturation of the ovarian follicle and three in the evolution of the testis of males were defined at microscopic level. The gametogenesis takes place during the whole year, the maturation is reached in summer period, but the laying does not take place because of the absence of the final maturation. Silver carp do not breed in captivity. The female silver carp is the limiting factor of reproduction. Artificial reproduction of silver carp, one of the first in Algeria, produced several millions larvae. The lot injected with a mixture of HCG and pituitary gland gave a larger quantity of larva than the lot injected with the pituitary gland only. This work allowed acquiring the biological bases of the reproduction of *H. molitrix*. This knowledge was a preliminary step in controlling the artificial reproduction of *H. molitrix* for repopulation of water bodies.

Key words: *Hypophthalmichthys molitrix*, sexual maturation, oogenesis, spermatogenesis, artificial reproduction.

ملخص

الشبوط الفضي ينتمي إلى عائلة الشبوطيات أصله من الصين وسيبيريا أدخل إلى الجزائر لأول مرة في عام 1985، وهذه السمكة غير معروفة بكثرة في الجزائر، ولا توجد أي دراسة ركزت على بيولوجيا التكاثر.

كان الهدف الأول من هذا العمل هو دراسة الدورة الجنسية عن طريق العين المجردة وعن طريق علم الأنسجة، والتفاعل بين المعلومات النسيجية والعينية، وكان الهدف الثاني هو التفريخ الاصطناعي لهذه السمكة. أوضحت النتائج أن الشبوط الفضي عبارة عن سمكة مكتملة العظام بياضة وإن هناك تفاضل بين الجنسين ودورته التكاثرية سنوية.

من ناحية الأنسجة تم تحديد خمس مراحل من نضوج جريب المبيض وثلاثة في تطور خصية الذكور البالغين. تتم عملية تكوين الغدد التناسلية خلال السنة بأكملها، ويتم الوصول إلى النضج في فترة الصيف، ولكن النضج لا يحدث بسبب غياب النضج النهائي. الشبوط الفضي لا يتكاثر في الأسر. انثى الشبوط الفضي هو العامل المحدد للتكاثر.

التكاثر الاصطناعي للشبوط الفضي، وهي إحدى التجارب الأولية في الجزائر، أنتج عدة ملايين من البرقات، أعطت الكمية المحقونة بمزيج من موجهة الغدد التناسلية المشيمية البشرية والغدة النخامية كمية أكبر من البرقات من الكمية المحقونة بالغدة النخامية فقط.

سمح هذا العمل اكتساب الأسس العلمية البيولوجية لعملية تكاثر *H. molitrix*. كانت هذه المعرفة خطوة أولية من أجل التحكم في التكاثر الاصطناعي لإعادة زرع المسطحات المائية.

الكلمات المفتاحية: النضج الجنسي، تكوين البويضات، تكوين الحيوانات المنوية، التكاثر الاصطناعي.

