

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



Mémoire de
MASTER PROFESSIONNEL

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

Thème

**Caractérisation morphologique et développement
larvaire du sandre *Sander lucioperca*
et la carpe commune *Cyprinus carpio* dans un
milieu contrôlé**

Présenté par : ARAR Nour El Houda & AMRANI Nour El ouiem

Soutenu publiquement
Le : 01/10/2020

Devant les jurys

M.	BENSALEM S.	MCB	Président	UKM Ouargla
Mme	MADACHE S.	MAA	Encadreur	UKM Ouargla
M.	MANAMANI R.	MAA	Examineur	UKM Ouargla

Année universitaire 2019/2020

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1	Classification de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> et du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (Nelson, 2006).	5
2	Principales caractéristiques et paramètres hydrotechniques de la retenue collinaire Zaïri (Anonyme, 2009).	19
3	Nombre de nids et la sex-ratio du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> dans chaque bassin (B1 : Bassin 1 ; B2 : Bassin 2 ; B3 : Bassin 3 ; B4 : Bassin 3 ; M : mâle ; F : femelle ; NN nombre de nids ; L : longueur des nids ; La : largeur des nids).	23
4	Valeurs moyennes de la température de conditionnement (T) des géniteurs de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> et du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> dans l'écloserie de Ouricia à Setif (B 1 : Bassin des mâles ; B 2 : Bassin des femelles ; Pt : poids moyens ; M : moyenne ; E : écart-type).	29
5	Fécondités absolue (Fa) et relative (Fr) des femelles de la carpe <i>Cyprinus carpio</i> et du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (Lt : longueur totale ; Pt : poids total ; N : numéro des femelles ; M : moyenne ; E : écart-type).	30
6	Relations de la fécondité absolue (Fa : nombre des œufs) et le diamètre ovocytaire (DO) chez la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> *** $P \leq 0,001$.	31
7	Différents stades du développement embryonnaire et le temps de son apparition chez la <i>Cyprinus carpio</i> et le <i>Stizostedion lucioperca</i> .	32
8	Expressions mathématiques de la morphométrie de la carpe commune <i>C. carpio</i> en fonction des stades de leur croissance et leur métabolisme pendant la phase d'alimentation endogène (+: allométrie majorante, -: allométrie minorante, =: isométrie, * significatif au seuil de 5 %, ** significatif au seuil de 1%, *** significatif au seuil de 0,1%, LtL : longueur totale des larves, HM : hauteur du myotome, DO : diamètre de l'oeil, HSV : hauteur du sac vitellin, LSV : longueur du sac vitellin).	36
9	Expressions mathématiques de la morphométrie du sandre <i>Steziostedion lucioperca</i> en fonction des stades de leur croissance et leur métabolisme pendant la phase d'alimentation endogène (+: allométrie majorante, -: allométrie minorante, =: isométrie, * significatif au seuil de 5 %, ** significatif au seuil de 1%, *** significatif au seuil de 0,1%, LtL : longueur totale des larves, HM : hauteur du myotome, DO : diamètre de l'oeil, HSV : hauteur du sac vitellin, LSV : longueur du sac vitellin).	36
10	Expressions mathématiques de la morphométrie de la carpe commune <i>C. carpio</i> en fonction du moment de l'éclosion (+: allométrie majorante, -: allométrie minorante, =: isométrie, * significatif au seuil de 5 %, ** significatif au seuil de 1%, *** significatif au seuil de 0,1%, M : moment de l'éclosion (H), LtL : longueur totale des larves, HM : hauteur du	37

	myotome, DO : diamètre de l'oeil, HSV : hauteur du sac vitellin, LSV : longueur du sac vitellin).	
11	Expressions mathématiques de la morphométrie du sandre <i>Steziostedion lucioperca</i> en fonction des stades de leur croissance et leur métabolisme pendant la phase d'alimentation endogène (+: allométrie majorante, -: allométrie minorante, =: isométrie, * significatif au seuil de 5 %, ** significatif au seuil de 1%, *** significatif au seuil de 0,1%, M : moment de l'éclosion (H), LtL : longueur totale des larves, HM : hauteur du myotome, DO : diamètre de l'oeil, HSV : hauteur du sac vitellin, LSV : longueur du sac vitellin).	38
12	Relations de la taille des larves (LtL) et la taille des femelles (Lt) (chez la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (***) $P \leq 0,001$).	38

Liste des figures



N°	Titre	Page
1	Particularités morphologiques (a) (http://www.ecoledepeche.be) une écaille cycloïdes de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (Boubakeur et Lamara, 2019).	7
2	Illustration des particularités morphologiques et le type de dent (A) (www.dreamstime.com) et l'écaille du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (Boubakeur et Lamara, 2019).	8
3	Distribution mondiale autochtone et introduite de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (A) et du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (B) dans le monde (www.fisbase.org) et introduction du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> dans différentes localités en Algérie (●) (C) (Anonyme, 2013).	10
4	Principaux pays producteurs de <i>Cyprinus carpio</i> (A) et de <i>Sander lucioperca</i> (B) en orangé (FAO, 2020).	15
5	Production aquacole mondiale annuelle de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (A) et du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (B) entre 2007 et 2016 (tonnes) (Fao, 2020).	17
6	Station de Ouricia du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) (A) et la retenue collinaire Zaïri (B).	20
7	Engins de pêche utilisés pour la capture des géniteurs de la carpe commune <i>Cyprinus Carpio</i> et du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (A : barque de pêche ; B : filet trémail ; C : filet maillant).	21
8	Sélection des géniteurs femelles (A et C) et mâles (B et D) chez la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> et le sandre <i>Stizostedion lucioperca</i>	21
9	Première (A) et deuxième injection hormonales chez les femelles (B) et les mâles (C) de la carpe commune <i>Cyprinus Carpio</i> ainsi que l'injection hormonale chez les mâles du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> entre la ligne latérale et la nageoire dorsale (D).	22
10	Stripping d'une femelle de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> après l'injection des hormones.	23
11	Incubation d'œufs dans les bouteilles de Zoug chez la carpe commune <i>Cyprinus Carpio</i> dans (A) et du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> dans des bacs (B)	24
12	Paramètres morphométriques mesurés directement sur une larve (Lt : longueur totale, HM : hauteur du myotome, DO : diamètre de l'oeil, HSV : hauteur du sac vitellin, LSV : longueur du sac vitellin).	26

13	Evolution de la fécondité absolue (Fa) de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> et du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i>	30
14	Distribution des ovocytes en fonction de leur taille chez quatre femelles de <i>Cyprinus carpio</i> (A : 1 ^{ère} femelle ; B : 2 ^{ème} femelle ; C : 3 ^{ème} femelle ; D : 4 ^{ème} femelle ; (Lt : longueur totale ; Pt : poids totale ; Fa : fécondité absolue).	31
15	Évolution des valeurs moyennes de la température (T) de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (A) et le sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (B) durant l'incubation (A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; B1 : bac 1 ; B2 : bac 2 ; B3 : bac 3 ; B4 : bac 4 ; J1 : 1 ^{er} jour ; J2 : 2 ^{ème} jour ; J3 : 3 ^{ème} jour ; J4 : 4 ^{ème} jour).	33
16	Évolution des valeurs moyennes de l'oxygène dissous (O ₂) de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (A) et le sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (B) durant l'incubation (A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; B1 : bac 1 ; B2 : bac 2 ; B3 : bac 3 ; B4 : bac 4 ; J1 : 1 ^{er} jour ; J2 : 2 ^{ème} jour ; J3 : 3 ^{ème} jour ; J4 : 4 ^{ème} jour).	33
17	Évolution des valeurs moyennes du pH de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (A) et le sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (B) durant l'incubation (A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; B1 : bac 1 ; B2 : bac 2 ; B3 : bac 3 ; B4 : bac 4 ; J1 : 1 ^{er} jour ; J2 : 2 ^{ème} jour ; J3 : 3 ^{ème} jour ; J4 : 4 ^{ème} jour).	34
18	Distribution des fréquences des éclosions des larves de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> en mauve et du sandre <i>Stezostedion lucioperca</i> en vert en fonction du moment de l'éclosion.	35


*« Tout grand progrès scientifique
est né d'une nouvelle audace
de l'imagination »*


John Dewey


Au début,


 *merci et louange à Dieu Tout-Puissant de nous avoir donné le courage pour* 
l'achèvement et la perfection de ce modeste travail.


Je dédie ce fruit à :


 *Qui le Dieu Tout- Puissant a placé le ciel à ses pieds et l'a vénéré dans son livre « Ma mère bien-aimée »*


 *Meilleur exemple du chef de famille « mon père » ; qui n'a pas négligé un jour de tracer le chemin de la bonté et du bonheur.*


 *Mes très chers frères : Abdelkrim et Mouatez billah*

 *Ma très chère sœur: Nour el yakin (souhila)*

 *Mon cher Mari : Aïssa*

 *Toute la famille ARAR*


 *Tous mes amis et Ms collègues*

 *Et tous les enseignants de la filière Hydrobiologie Marine et Continentale pour leur aide et leurs conseils tout au long de la période universitaire*


Nour el houđa


Louange à Dieu, qui m'a éclairé sur mon chemin et a eu la meilleure aide.


Je dédie cet humble travail :


 *A celle qui a placé le paradis sous ses pieds ; je m'incline avec toute la révérence et l'appréciation de celui qui je l'espère a obtenu son consentement : ma chère mère, que Dieu prolonge sa vie.*


A celui que je dois ma vie et qui m'a soutenu et était une bougie allumée pour éclairer mon chemin : mon cher père.



 *Au printemps de la tendresse, à la richesse, au partenaire et à la lumière de ma vie : mon cher mari « Zakaria ».*

 *A qui je dédie toute ma vie à mon fils cher et gâté « Amir yahya ».*

 *A tous les membres de la famille.*

 *A tous mes amis sans exception.*

 *A tous les professeurs qui nous ont donné un coup de main.*

 *Je demande à Dieu Tout-Puissant de nous guider vers ce qui est bon pour nous et  notre pays.*

Nour el ouiem

Remerciements

Nos remerciements s'adressent en premier lieu à « الله », qui nous a accordé le courage, la force et la patience pour mener à terme ce travail de in d'étude.

Nos plus vifs remerciements s'adressent avant tous à Madame MADACHE Sarah (Maître assistant classe A, Université KASDI-Merbah, Ouargla), pour l'honneur qu'elle nous fait d'assurer la lecture, la correction, le soutien et les conseils notamment lors de la rédaction de ce document. Sa disponibilité, son optimisme et son amitié nous ont permis de mener cette étude à son terme.

Nous souhaitons exprimer notre gratitude également à Monsieur BENSALÉM Sofiane (Maitre de conférences classe B, Université KASDI-Merbah, Ouargla), pour l'intérêt qu'il a porté à notre recherche en acceptant de présider le jury de notre soutenance.

Nos remerciements s'adresse également à Madame MANAMANI Radia (Maître assistant classe A, Université KASDI-Merbah, Ouargla), d'avoir accepté d'être un membre de nos jury en consacrant une partie de son temps précieux a lire et évaluer cet mémoire et a évacuer ses bonnes remarques.

Nous associons à ces remerciements tous ceux qui de près ou de loin ont contribué à la réalisation de ce travail, que ce soit par leur aide, leurs encouragements ou tout simplement leur amitié. Sans aucuns doutes sont nos précieux et nobles enseignants de la filière Hydrobiologie marine et continentale : Madame HIDOUCI Sabrina, Madame FERHATI Hadda ; Monsieur KEBABSA Rafik, Monsieur IDDER Tahar et Monsieur GUEZI Rabie et nos collègues de la deuxième année Master Aquaculture.

SOMMAIRE

Remerciements

<i>Introduction générale</i>	1
------------------------------------	---

<i>Généralités</i>	4
--------------------------	---

1. Position taxonomique et systématique	4
2. Critères de diagnose	6
2.1. Carpe commune <i>Cyprinus carpio</i>	6
2.2. Sandre <i>Stizostedion Lucioperca</i>	7
3. Eléments d'écobiologie	9
3.1. Distribution géographique	9
3.2. Eco-biologie	11
3.2.1. Carpe commune <i>C. carpio</i>	11
3.2.2. Sandre <i>Stizostedion lucioperca</i>	12
4. Intérêt économique	14
4.1. <i>Cyprinus carpio</i>	15
4.2. <i>Sander lucioperca</i>	16

<i>Matériel et méthodes</i>	18
-----------------------------------	----

I. Milieu d'étude	19
1. Objectifs des activités de la station	19
II. Matériel biologiques	20
1. Reproduction	21
1.1. Dynamique ovocytaire	25
2. Suivie de la qualité de l'eau	25
III. Protocole expérimental	25
1. Caractérisation et développement morphologique	25
1.1. Morphométrie	25
1.1.1. Morphométrie en fonction des stades de leur croissance et leur métabolisme pendant la phase d'alimentation endogène	25
1.1.2. Morphométrie en fonction de l'éclosion	27
2. Relation taille des femelles avec la taille des larves	27

<i>Résultats</i>	28
------------------------	----

I. Reproduction	29
1. Fécondité	29
1.1. Dynamique ovocytaire	30
1.2. Relation entre la fécondité absolue et le diamètre ovocytaire	31
2. Incubation	32
2.1. Qualité de l'eau	32
3. Éclosion	34

II. Caractérisation et développement morphologique	35
1. Morphométrie en fonction des stades de leur croissance et leur métabolisme pendant la phase d'alimentation endogène	35
2. Morphométrie en fonction de l'éclosion	37
3. Relation taille des femelles avec la taille des larves	38
<i>Discussion</i>	39
<i>Conclusion</i>	44
<i>Références bibliographiques</i>	46
<i>Annexes</i>	58

INTRODUCTION GÉNÉRALE

Le secteur de l'aquaculture a connu un développement et une expansion sans précédent ces dernières décennies avec 54,7 % de cette production concerne seulement la pisciculture dont plus de 60% proviennent des poissons d'eau douce (FAO, 2019). Actuellement, l'aquaculture contrôlée se généralise sur tous les continents pour assurer la protection des espèces piscicoles menacées, intensifier les sources de protéines pour la consommation humaine (Reay, 1979) et diversifier l'éventail des espèces proposées. La principale production est celle des cyprinidés (71 %) de la pisciculture en eaux douces, viennent ensuite les cichlidés et les siluriforme (FAO, 2019).

Ces derniers poissons font l'objet de la maîtrise de leur cycle de production en aquaculture (domestication) en Algérie dans les années 80 et réside dans le développement d'une approche générique basée sur l'analyse des stratégies de vie des espèces afin de favoriser l'extrapolation des connaissances d'une espèce à une autre. Cette approche doit contribuer à l'optimisation des performances de croissance larvaire (Fontaine et Le Bail, 2004) et cibler les points de blocage rencontrés par les éleveurs. Parmi ceux-ci figure la régulation de la forte hétérogénéité de croissance et du cannibalisme, problèmes récurrents dans les écloséries-nurseries qui découle de facteurs liés aux géniteurs (génétiques et non génétiques), environnementaux (principalement la température et l'oxygène) ou populationnels (moments de ponte et d'éclosion).

L'hétérogénéité initiale de taille est selon Geffen (2002) due aux différents stades de développement auxquels l'éclosion a eu lieu. En effet, l'état actuel des connaissances confirme qu'entre espèces et au sein d'une même espèce, l'éclosion ne constitue pas un moment clé dans l'ontogénie des poissons (Hamor et Garside, 1979 ; Heming, 1982) et n'est pas associée à des changements morphologiques et physiologiques quantitativement importants (Peñáz, 1983). Tant qu'au niveau intraspécifique, le processus d'éclosion est influencé par beaucoup de facteurs environnementaux, en particulier la température et la teneur en oxygène dissous (Shumway *et al.*, 1964 ; Laurel *et al.*, 2008) qui peuvent avancer, retarder ou prolonger la période des éclosions (Kamler, 2002).

Dans ce cadre générale, notre recherche qui est une partie complémentaire en utilisant les données brutes du développement larvaire de l'étude de Boubekour et Lamara (2019) qui a été réalisée au niveau de l'éclosérie de la station de Ouricia dans la Willaya de Sétif, s'intéressera plus particulièrement à l'hétérogénéité initiale de la qualité des larves en fonction du moment d'éclosion, la caractérisation morphologique et le développement

larvaire des deux espèces d'intérêt aquacole le Sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio*. En effet, on essayera de répondre aux questions suivantes :

- Est-ce qu'au sein d'une même espèce et d'une même ponte, les larves nouvellement écloses présentent-elles le même stade de développement et les mêmes caractéristiques morphologiques en fonction du moment d'éclosion ?
- Existe-il une corrélation entre le moment de l'éclosion et la tailles des larves ?
- La taille des larves ont-elle une relation avec la taille des femelles ?

Le premier chapitre de ce travail est une synthèse bibliographique les différentes fonctions biologiques (croissance, nutrition, comportement, ...etc.), suivi par une seconde partie qui traite l'écloserie d'Ouricia dans la Willaya de Sétif, le matériel et les méthodes utilisés pour la caractérisation morphologique et le développement larvaire de *S. lucioperca* et *C. carpio*. Le dernier chapitre présente les principaux résultats obtenus des deux expérimentations similaires conduites sur le sandre et la carpe commune respectivement où l'effet du moment d'éclosion sur la morphologie et la croissance des larves provenant d'une même ponte a été étudié avec une discussion justificatrice de ces derniers et une conclusion pour clôturer le travail de recherche.

GÉNÉRALITÉS

1. Position taxonomique et systématique

Les Cypriniformes et les Perciformes sont deux ordres les plus importants des vertébrés et les plus représentés tant sur le plan de la diversité biogéographique et spécifique chez les poissons (Carroll, 1988 ; Colbert & Morales, 1991 ; Nelson, 1994 ; Helfman *et al.*, 1997), avec plus de 9000 (Nelson, 1994 ; Tayler & Bannikov, 2002) et 4400 (Eschmeyer & Fong 2017) espèces respectivement

L'ordre des Cypriniformes constitue l'ordre le plus diversifié des poissons. Il domine les eaux douces (Nelson 2006) et quelques uns sont adaptés aux eaux saumâtres, mais un nombre considérable se rencontrent dans l'eau saumâtre, aux grottes et les zones marécageuses (Romero & Paulson 2001; Kottelat *et al.*, 2006), avec plus de 4400 espèces (Eschmeyer & Fong 2017) et le terme carpe est utilisé de façon générique pour les désigner. La famille des Cyprinidés est la mieux représentée des 6 autres familles de cet ordre (Carroll, 1988 ; Helfman *et al.*, 1997), avec plus de 376 genres et 3162 espèces, soit environ les deux tiers des espèces des Cypriniformes (Cavender, 1991 ; Nelson, 1994 ; Fricke *et al.*, 2019).

Cependant, la carpe commune *Cyprinus carpio* est l'une des espèces de la famille des Cyprinidés qui a plusieurs sous-espèces dans le monde dont la carpe européenne *Cyprinus carpio carpio* de l'Est de l'Europe, la carpe amour *Cyprinus carpio haematopterus* qui est une espèce originaire de l'Asie orientale et *Cyprinus carpio rubrofuscus* ; originaire de l'Asie du Sud (Balon, 1995) (Tab. 1).

En revanche, les Perciformes, également appelé Percomorphes ou Acanthopteres, forment un ordre de poissons osseux comprenant environ 40 % de tous les poissons osseux. La plupart des représentants de cet ordre sont des poissons marins des eaux côtières, tandis qu'environ 2000 espèces ne se trouvent normalement qu'en eau douce et environ 2200 espèces passent au moins une partie de leur vie dans les eaux douces (Carroll, 1988 ; Helfman *et al.*, 1997). Les percidés forment une famille de Perciformes, typique aux eaux douces ou saumâtres de l'hémisphère nord (Berg, 1958), est composée de 11 genres et de 239 espèces (Berg, 1958 ; Nelson, 1984 ; Fricke *et al.*, 2019).

Le genre *Stizostedion* comporte 5 espèces dont 3 européennes et 2 d'origine américaines (le sandre doré bleu *Stizostedion canadensis* (Griffith & Smith, 1834), le sandre *Stizostedion lucioperca* (Linnaeus, 1758) (Tab. 1), le sandre marin *Stizostedion marinus* (Cuvier, 1818), le sandre doré jaune *Stizostedion vitreus* (Mitchill, 1828) et le sandre de la Volga *Stizostedion vologansis* (Gmelin, 1789)).

Pour désigner ces deux espèces, il est fréquent de trouver dans les ouvrages et les publications anciennes d'autres noms latins différents comme : *Cyprinus cirrosus* (Schaeffer, 1760), *Cyprinus coriaceus* (Lacepède, 1803), *Cyprinus vittatus* (Valenciennes, 1842), *Cyprinus conirostris* (Temminck & Schlegel, 1846), *Cyprinus atrovirens* (Richardson, 1846), *Cyprinus melanotus* (Temminck & Schlegel, 1846), *Cyprinus vulgaris* (Rapp, 1854) et *Cyprinus chinensis* (Basilewsky, 1855) pour la carpe commune *C. carpio* (Linnaeus, 1758) et *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758), *Stezostedion lucioperca* (Linnaeus, 1758), *Stizostedium lucioperca* (Linnaeus, 1758), *Lucioperca Sandra* (Cuvier, 1828), *Lucioperca lucioperca* (Linnaeus, 1758), *Perca lucioperca* (Linnaeus, 1758), *Centropomus sandat* (Lacepède, 1802) et *Lucioperca linnei* (Malm, 1877) pour le sandre *S. lucioperca* (Linnaeus, 1758).

Par ailleurs, les noms *C. carpio* et *S. lucioperca* sont toujours d'usage ; néanmoins, nous retiendrons ici la position systématique proposée par Witthead *et al.*, (1986) (Tab. 1)

Tableau 1. Classification de la carpe commune *Cyprinus carpio* et du sandre *Stizostedion lucioperca* (Nelson, 2006).

Taxon	Carpe	Sandre
Règne		Animal
embranchement		Chordés
Sous-embranchement		Vertébré
Super classe		Ostéichtyens
Classe		Actinoptérygiens
Sous classe		Néoptérygiens téléostéens
Super ordre	Ostariophysaires	Actinoptérygiens
Ordre	Cypriniformes	Perciformes
Sous ordre	Cyprinoïdes	Percoides
Famille	Cyprinidés	Percidés
Genre	<i>Cyprinus</i>	<i>Stizostedion</i>
Espèce	<i>Cyprinus carpio</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Stizostedion lucioperca</i> (Linnaeus, 1758)

En terminologie vernaculaire, le nom *Cyprinus* est le plus ancien nom de la carpe dans le monde (Etnier & Starnes, 1993) et *carpio* signifie carpe en latin (Romero, 2002). Cette dernière est appelée karpfen en Allemagne (Smolian, 1920), carpa en Italie, carpe commune et carpo en France (Keith *et al.*, 2001 ; FAO-FIES, 2018) et la carpe en Algérie. En ce qui

concerne le nom du sandre, qui dérive de l'allemand « Zander » du nom « zah » ; signifie dent. Ce faisant probablement référence aux deux premières canines près éminentes chez l'espèce (Pollet, 1959). Le noms adoptés pour cette espèces en Algérie est bien le sandre, alors qu'il porte le nom de sandat en Allemagne (Smolian, 1920), lucioperca en Italie et perche-brochet et sandre en France (Keith, 2001 ; FAO, 2018).

2. Critères de diagnose

2.1. Carpe commune *Cyprinus carpio*

La carpe commune a un corps d'une coloration qui varie entre le jaune olive et le bleu-vert (Kottelat, 2001). Il est légèrement comprimé latéralement, moyennement élevé et plus ou moins bossu et assez allongé et couvert de grosses écailles cycloïdes (Fig. 1B) (Spillman, 1961), avec 35 à 40 écailles sur la ligne latérale à l'exception de la tête qui n'est pas recouverte d'écailles. Sa bouche est protractile édentée (Spillman, 1961) et la lèvre supérieure est encadrée par quatre barbillons (Fig. 1 A) (Suzuki & Yamaguchi, 1984 ; Kottelat, 2001 ; Kottelat & Freyhof, 2007). Elle se caractérise également par une formule dentaire pharyngienne : 1-1-3 / 3-1-1. (Spillman, 1961), une seule et longue nageoire dorsale avec une formule radiale de III-IV/ 17-23 (Kottelat *et al.*, 2006), une nageoire anale avec 2 à 3 rayons durs et 5-6 rayons mous (Kottelat & Freyhof, 2007), une nageoire caudale symétrique et échancrée à son bord postérieur (III/17-19) (Fig. 1A) (Spillman, 1961 ; Kottelat & Freyhof, 2007) et des nageoire paires pectorales et pelviennes d'une forme constante, en spatule, soutenues par des rayons mous et leur taille varie harmonieusement avec les nageoires impaires.

La taille de *C. carpio* varie en fonction des souches génétiques et du milieu de vie et peut atteindre une longueur totale de 1200 mm (Murdy *et al.*, 1997) alors que la taille commune est de 310 mm (Chugunova, 1959), comme elle peut atteindre un poids maximal de 48 kg (Froese & Pauly, 2003 ; Machacek, 2017) et un âge maximal de 38 ans (Hinton, 1962 ; Froese & Pauly, 2003) pour un nombre de vertèbres de 36-37 (Froese & Pauly, 2003).

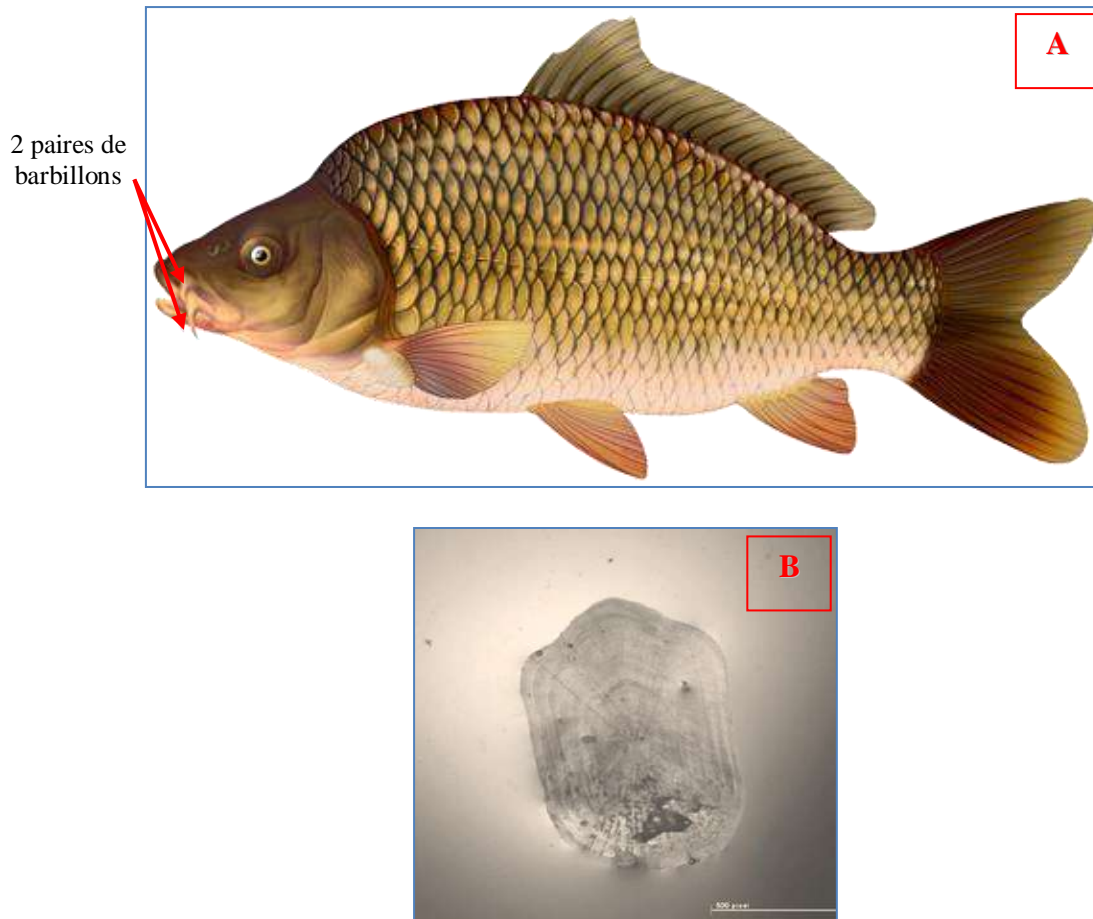


Figure 1. Particularités morphologiques (a) (<http://www.ecoledepeche.be>) une écaille cycloïdes de la carpe commune *Cyprinus carpio* (Boubakeur et Lamara, 2019).

2.2. Sandre *Stizostedion Lucioperca*

Ce grand représentant de la famille des percidés est plus effilé et a des couleurs moins contrastées que celles de la perche. Elle est gris verdâtre sur le dos alors que les flancs sont clairs avec 8 à 12 bandes verticales foncées et le ventre est blanc-jaunâtre (Keith & Allardi, 2001). Comme le brochet, il a un corps élancé, cylindrique et fusiforme, une tête allongée et volumineuse (Fig. 1 A), une dentition en forme de deux paires de canines à chaque mâchoire reconnaissables qui lui servent à agripper et blesser ses proies (Fig. 2 A) (Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007) et de gros yeux globuleux et vitreux, avec un système de tapis réflecteur riche en pigment rétinien porphyrine en lumière faible qui permet une adaptation à une vision en lumière faible qui favorise une activité crépusculaire (Bruslé & Quignard, 2001). Avec l'âge, les rayures sur les flancs pâlisent. Sur les nageoires dorsales et la queue, on trouve des petites taches sombres. Il dispose de deux nageoires dorsales dont la première pourvue de XIII à XX rayons épineux séparée de la seconde à rayons mous (18-24),

par un court intervalle, une nageoire anale avec une formule radiale de II-III/10-14 (Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007) et des nageoires pectorales de grande taille d'une couleur jaune pâle ; ce qui lui procure une grande puissance et une bonne manœuvrabilité (Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007).

Les écailles du sandre sont cténoïdes (Fig. 2 B) et très rugueuses et sont en nombre de 80-97 sur sa ligne latérale (Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007). Cette espèce qui à un nombre de vertèbre qui varie entre 45 et 47, peut atteindre une longueur de 1300 mm (Kottelat & Freyhof, 2007), un poids de 20 kg (Keith & Allardi, 2001) et une longévité de 17 ans (Kottelat & Freyhof, 2007).

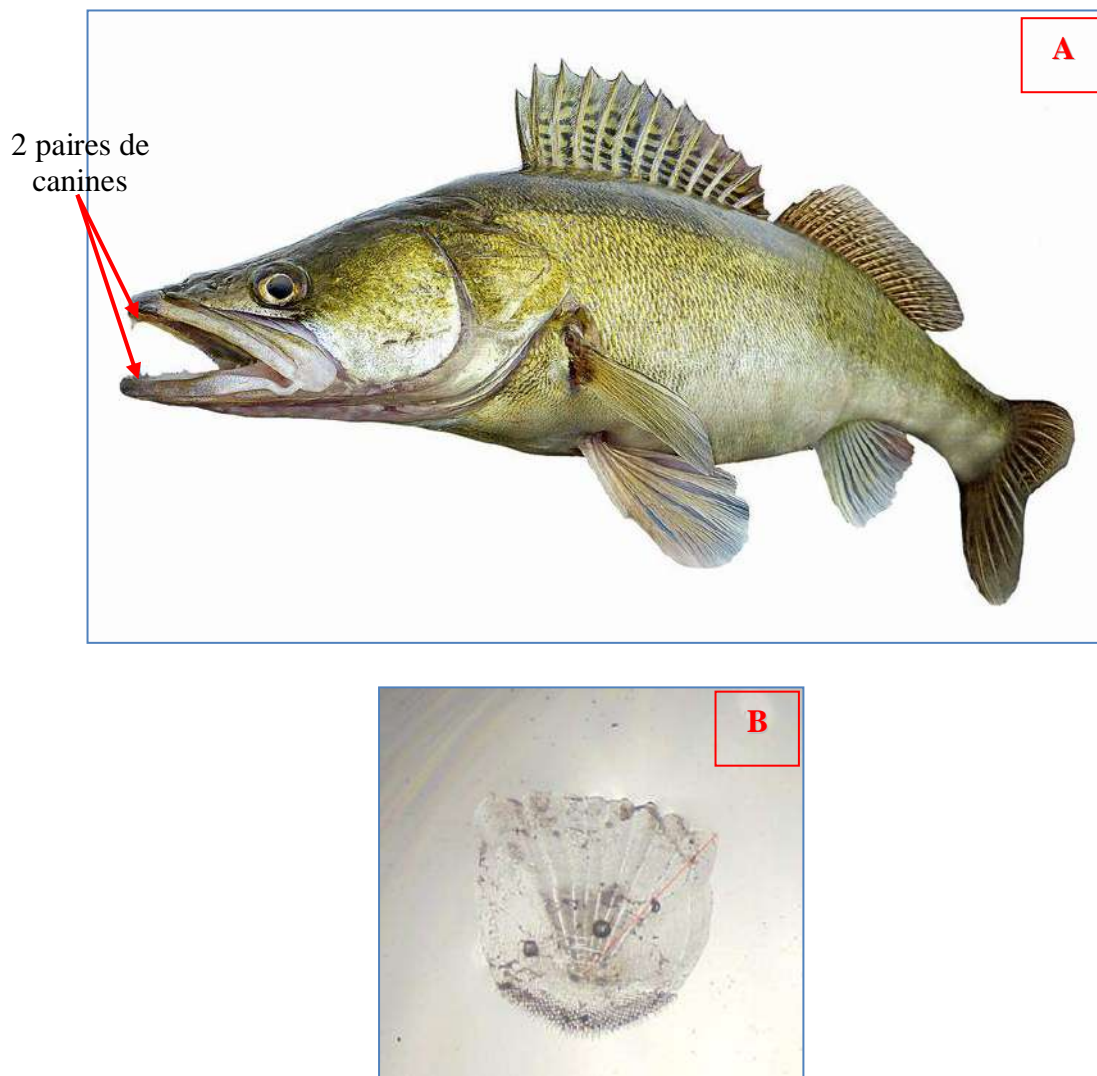


Figure 2. Illustration des particularités morphologiques et le type de dent (A) (www.dreamstime.com) et l'écaille du sandre *Stizostedion lucioperca* (Boubakeur et Lamara, 2019).

3. Eléments d'écobiologie

3.1. Distribution géographique

La distribution géographique de la carpe commune s'étend de l'Europe à l'Asie où l'on rencontre que les stocks sauvages qui sont présents naturellement que dans les rivières s'écoulant vers la mer noire, la mer caspienne et la mer Aral (Kottelat & Freyhof, 2007). Sa répartition est si large et son introduction ancienne qu'il est difficile de définir une région d'origine précise. Elle a été introduite dans le monde entier, en Europe par les Romains, spécifiquement pour l'élevage. Actuellement, elle est acclimatée dans toute l'Europe occidentale à l'exception de la région septentrionale (Norvège), en Europe centrale (Hongrie, Tchécoslovaquie, Roumanie), de l'Europe occidentale à travers l'ensemble de l'Eurasie jusqu'en Chine, et en Asie du Sud-Est, en Sibérie et en Inde. Elle est considérée comme l'une des premières espèces introduites dans d'autres pays et qui atteint maintenant une répartition mondiale (Kottelat & Freyhof, 2007 ; Bruslé et Quignard, 2013) (Fig. 3 A).

Les premières tentatives de l'introduction de la carpe en Algérie remontent à 1985 (Fao, 1997) par des alevins provenant de la Hongrie. En 1991, dans le cadre de la valorisation des plans d'eau, leurs repeuplements et le développement de l'aquaculture (Anonyme, 2006) (Fig. 2).

Le sandre *S. lucioperca* est un poisson originaire de l'Europe et l'Asie. sa distribution est naturelle se situe entre l'Elbe à l'ouest, la zone autour de la mer Baltique du nord et le sud-ouest de la Russie (Deelder & Willemsen, 1964 ; Welcomme, 1988 ; Sonesten, 1991) (Fig. 3 B). De ce fait, dès le début du 18^{ème} siècle, il fit l'objet de translocation en Allemagne (ou il était déjà présent naturellement) et d'introduction aux pays-bas, puis il s'est étendue dans les pays de l'ouest et les pays du Maghreb (Tunisie, Maroc et l'Algérie) (Fig. 3 C) (Froese et Pauly, 2003 ; Welcomme, 1988). Aujourd'hui, son aire de répartition s'étend de la péninsule ibérique à la mer d'Arabe et de la Scandinavie aux pays du Maghreb (Deelder & Willemsen, 1964 ; Sonesten, 1991 ; M'Hetli, 200)

Le sandre mis en place pour des fins halieutiques et récréatives pour la pêche commerciale et de loisirs et plusieurs pays signalent un impact écologique défavorable après son introduction (Welcomme, 1988).

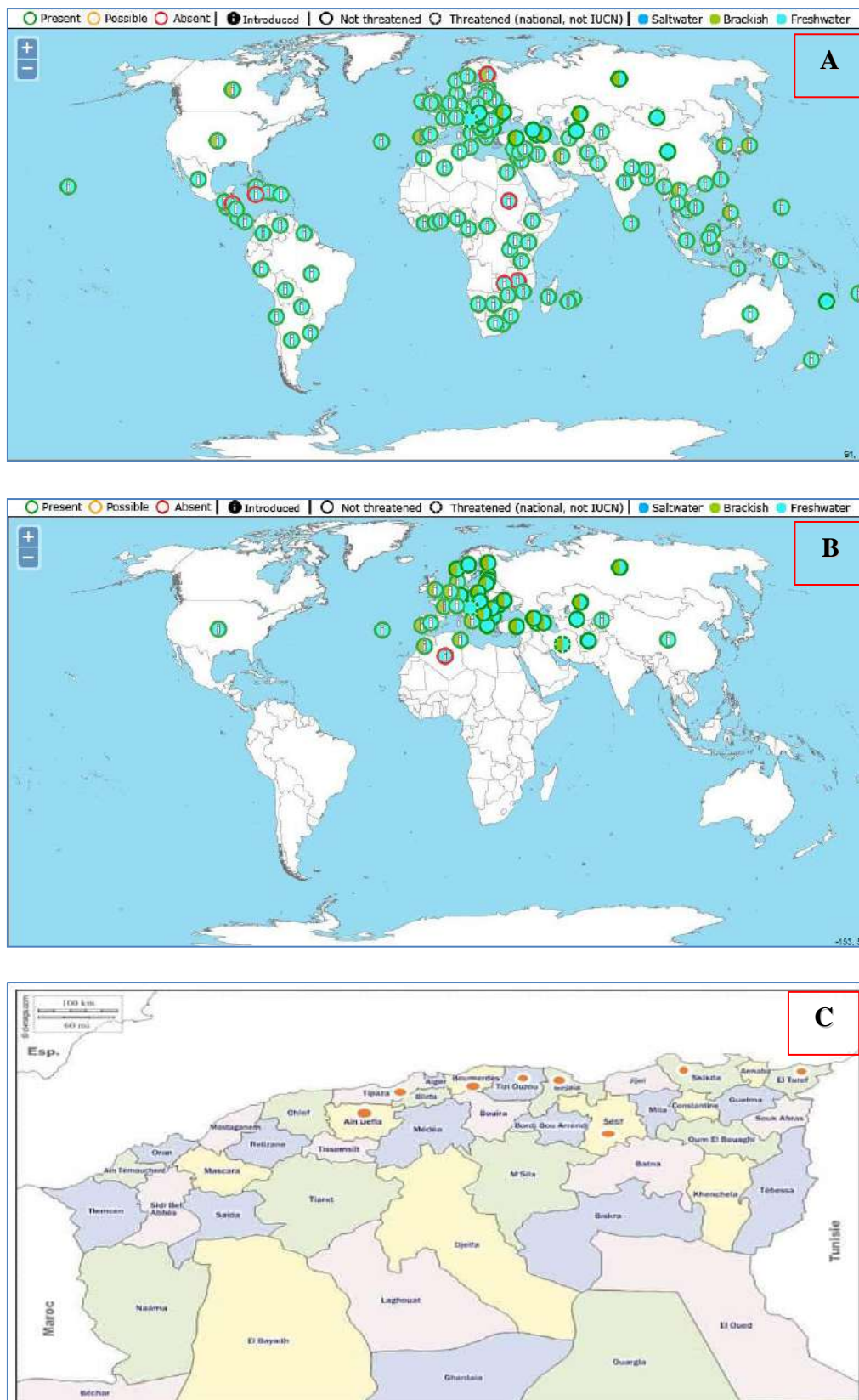


Figure 3. Distribution mondiale autochtone et introduite de la carpe commune *Cyprinus carpio* (A) et du sandre *Stizostedion lucioperca* (B) dans le monde (www.fisbase.org) et introduction du sandre *Stizostedion lucioperca* dans différentes localités en Algérie (●) (C) (Anonyme, 2013).

3.2. Eco-biologie

3.2.1. Carpe commune *C. carpio*

La carpe est principalement un poisson qui vit dans les fonds généralement sablonneux ou vaseux riches en végétation aquatique (Kailola *et al.*, 1993) ; mais cherche sa nourriture dans les couches intermédiaires et supérieures de la colonne d'eau. Elle fréquente les eaux douces et saumâtres subtropicale (60°N - 22°N, 7°E - 144°E) (Eaton *et al.*, 1995), tièdes ou chaudes, stagnantes (lacs, étangs, réservoirs) ou lentes (cours d'eau inférieur dans la zone à brème) (Kailola *et al.*, 1993). C'est un poisson grégaire, sédentaire, potamodrome, benthopélagique et de mœurs nocturnes (Riede, 2004). Il est aussi photophobe qui sélectionne les habitats à faible intensité lumineuse, conformément à un comportement phytophile (Escudero *et al.*, 1997). Les carpes sont des nageurs actifs qui peuvent sauter des obstacles jusqu'à 1 mètre de haut et négocier des écoulements torrentiels (Merrick & Schmida, 1984).

Le spectre écologique de cette espèce est grand dont elle peut survivre aux périodes froides de l'hiver, à des températures allant de 23 °C à 35 °C (Eccles, 1992 ; Eaton *et al.*, 1995), à une gamme de pH optimal qui varie entre 7 et 7,5 (Riede, 2004) et aussi à une salinité élevée et à de faibles concentrations d'oxygène (0,3-0,5 mg/l) (Kailola *et al.*, 1993) ; comme elle peut survivre dans les eaux qui sont appauvri en oxygène (de Moor & Bruton, 1988).

Ces paramètres influents largement sur les processus physiologique de *C. carpio* y compris sa croissance, qui dépend des caractéristiques du biotope dont deux facteurs limitant ses performances qui sont la température et la teneur en oxygène dissous. La relation entre température et croissance pondérale est positive (Cho, 1986) ; ce qui explique la meilleure croissance dans des eaux tièdes qui ont une température qui varie entre 23 °C et 30 °C (Balon, 1995). En générale, les carpes peuvent atteindre 0,6 à 1,0 kg durant une saison d'élevage (Crivelli, 1981) et 48 kg (Froese & Pauly, 2003 ; Machacek, 2017) durant 38 ans (Hinton, 1962 ; Froese & Pauly, 2003).

Cependant, comme toutes les larves des poissons, la réserve vitelline est la principale source alimentaire après l'éclosion chez *Cyprinus carpio* qui se résorbe entre 2 à 6 jours (Kailola *et al.*, 1993). Les adultes de cette espèce sont détritivores (Jørgensen, 1979 ; Maitland & Campbell, 1992 ; Singhanouvong *et al.*, 1996 ; Blanco *et al.*, 2003 ; Talde *et al.*, 2004), omnivores, zoobenthophage (insectes d'eau, larves d'insectes, vers, mollusques, et

zooplanctons) (Shorygin, 1952 ; Alikunhi, 1966 ; Maitland & Campbell, 1992 ; Specziár *et al.*, 1997 ; Specziar *et al.*, 1998 ; Blanco *et al.*, 2003). Elle consomme les tiges et les graines de plantes aquatiques et terrestres ainsi que les plantes aquatiques décomposées (Bisht & Das, 1981 ; Maitland & Campbell, 1992 ; García-Berthou, 2001 ; Talde *et al.*, 2004). Ils filtrent aussi les matériaux de la boue (kailola *et al.*, 1993).

La carpe commune se reproduit pendant toute l'année dans les zones tropicale et saisonnièrement dans les eaux tempérées (Alikunhi, 1966) et elle constitue des reproducteurs séquentiels partiels. La ponte s'effectue en général entre mai et juin lorsque les ions dans l'eau diminuent brusquement au début de la saison pluviale, lors de l'élévation de la température (15-20 °C) (Pethiyagoda, 1991) et les inondations de la végétation terrestre durent longtemps (Kottelat & Freyhof, 2007), dans les herbes denses où les œufs se collent même à autres objets immergés en eau peu profonde (Balon, 1990).

Etant polygames, la femelle de *C. carpio* est généralement suivie par plusieurs mâles au moment de la ponte (Alikunhi, 1966) et peut pondre plus d'un million d'œufs en une saison. La maturité sexuelle est atteinte précocement au cours de la 1^{ère} année pour les mâles (Çolakolu & Akyurt, 2011) et la 2^{ème} année pour les femelles (Winker *et al.*, 2011) pour une taille approximative de 300 à 320 mm. La quantité des ovocytes émis est de 100 à 230 g/kg du poids du corps. L'ovocyte devient adhésif en rentrant en contact avec l'eau. Alors que, la fécondité moyenne est de 10^5 œufs.Kg.⁻¹. Après 4 jours de l'éclosion, les œufs libère des larves de 4,8-5 mm (Pethiyagoda, 1991).

3.2.2. Sandre *Stizostedion lucioperca*

Le sandre est un poisson potamodrome (Riede, 2004) et grégaire, qui vive en bancs d'individus de même âge et de taille voisine à des profondeurs qui varies entre 2 et 30 m (Billard, 1997) et généralement entre 2 et 3 m (Gerstmeier & Romig, 1998) dans des latitudes de 67°N - 36°N, 1°W - 75°E (Kottelat & Freyhof, 2007) ; est aussi bien représenté dans les eaux douces calmes, lente et tempérées des lacs, des étangs, des milieux à faibles courants et des eaux saumâtres d'une salinité inférieure à 12 ‰ (Welcomme, 1988 ; Sokolov & Berdicheskii, 1989 ; Reshetnikov *et al.*, 1997 ; Walker & Yang, 1997 ; Olivier et Schlumberger, 2001 ; Schlumberger & Élie, 2008). Il préfère les fonds de pierres ou de graviers ainsi que les profils irréguliers, encombrés d'obstacles les plus divers (Billard, 1997).

Cette espèce est assez exigeante vis-à-vis de la concentration en oxygène dissous et par conséquent, elle fréquente volontiers les eaux turbides à des taux d'oxygène de plus de 5 mg/l (Schlumberger & Élie, 2008). Elle supporte des écarts thermiques importante qui varies entre 6 et 22 °C (Riehl & Baensch, 1991), ce qui la rend la plus thermophile et la plus tolérante vis-à-vis des facteurs abiotiques tels que la température (Hokanson, 1977 ; M'Hetli, 2001) et la turbidité ainsi que leurs fluctuations. Cette espèce a une activité nocturne ou crépusculaire avec une vision bien adaptée aux faibles intensités lumineuses et aux eaux turbides.

La croissance du sandre dépend essentiellement de la richesse du milieu en nourriture et des facteurs abiotiques surtout la température ou son intervalle thermique optimal est de 25-30 °C (Toujani, 1998 ; Zivkov & Petrova, 1993). Les femelles de cette espèce présentent une croissance linéaire plus importante que celle des mâles (Turki *et al.*, 2009). La taille maximale recordée de *S. lucioperca* dans différentes recherches est de 1300 mm (Kottelat et Freyhof, 2007), alors que son poids et son âge maximal est de 20 kg (Keith & Allardi, 2001) et 17 ans respectivement (Kottelat & Freyhof, 2007).

Concernant le régime alimentaire, juste après l'éclosion, l'alimentation des larves est assurée comme tous les autres espèces de poissons par une vésicule vitelline qui procure les éléments essentiels pour leurs développements. Après, les alevins se nourrissent de zoobenthos, crustacés planctoniques, puis d'insectes benthiques (Bekbergenov & Sagitov, 1984 ; Bolotova *et al.*, 1995 ; Thiel *et al.*, 1996). Quand les juvéniles atteignent une taille de 20 mm, ils deviennent des carnassiers très voraces, ichtyophages et se nourrissent d'alevins de nombreuses espèces de poisson, de zooplancton ainsi de zoobnthos et des proies qui dépassent les 10 % de sa taille (Biró, 1973 ; Bryazgunova, 1979 ; Vehanen *et al.*, 1998 ; Blanco *et al.*, 2003).

Cette espèce qui arrive à une maturité sexuelle à l'âge de 2-4 ans (256-410 mm) chez les mâles (Lappalainen *et al.*, 2003 ; Ozyurt *et al.*, 2011) et 3-4 (264-470 mm) chez les femelles (Kosior & Wandzel , 2001 ; Ozyurt *et al.*, 2011) ; fraie régulièrement en avril-mai exceptionnellement fin février au mois de juillet en fonction des régions ; lorsque la température de l'eau atteint une température de 10-14°C. (Kottelat & Freyhof, 2007). Elle effectue des déplacements de plusieurs dizaines de kilomètres à la recherche de frayères appropriées dans les eaux en mouvements (Sonesten 1991 ; Breder & Rosen, 1966 ; Koed,

2001 ; Lappalainen *et al.*, 2003), où les mâles sont poissons territoriaux et creusent des fosses peu profondes d'environ 50 cm de diamètre et de 5 à 10 cm de profondeur dans le sable ou le gravier (Breder & Rosen, 1966), ou parmi les racines de plantes exposées sur lesquelles des œufs sont déposés (Pinder, 2001), généralement dans des eaux troubles et à une profondeur de 1 à 3 m. *S. lucioperca* fraie par paires à l'aube ou la nuit et en période de basse pression atmosphérique (Lappalainen *et al.*, 2005). La femelle reste au-dessus du nid et pond tous les œufs en même temps (Lappalainen *et al.*, 2003), tandis que le mâle tourne rapidement, à environ 1 mètre du nid et prend ensuite une orientation verticale et nage rapidement pour relâcher ces spermatozoïdes. Les mâles défendent le nid et couvrent les œufs de leurs pectoraux (Lappalainen *et al.*, 2003).

La fécondité de l'espèce est particulièrement élevée, elle est de l'ordre approximatif de 2.10^5 ovocytes.kg⁻¹ de femelle soit plus d'un million d'œufs pondus par femelle. La fécondité est bien corrélée à la taille, au poids et à l'âge (Lappalainen *et al.*, 2003). Après une semaine environ de la ponte (70 à 110 degrés jours), les œufs éclosent et une larve de 3,5 à 6 mm dotée d'une vésicule vitelline en sort (Pinder, 2001).

4. Intérêt économique

La carpe et le sandre sont deux espèces d'eau douce d'intérêt aquacoles dans de nombreux pays (Vallod, 1995 ; Craig, 2000 ; Kucharczyk *et al.* 2008) ; en raison de ses caractères économique par rapport aux autres productions.

Actuellement, les Cyprinidés peuvent constituer des communautés piscicoles dans les barrages qui sont utilisés dans l'élevage par ses caractéristiques d'adaptation à différents facteurs environnementaux (Bakos & Gorda 2001). *C. carpio* est très appréciée comme poisson de consommation dans plusieurs pays du monde et surtout en Europe et convient bien à l'élevage dans les fermes piscicoles. Son élevage est maintenant une industrie considérable dont elle est considérée également comme un poisson de pêche populaire suite à sa large distribution (Vallod, 1995) (Fig. 4 A). De même, *S. lucioperca* est considéré comme un bon candidat pour le développement de l'aquaculture continentale dans la République tchèque, le Danemark, la Hongrie, la Roumanie, la Tunisie et l'Ukraine (Fao, 2019) (Fig. 4 B) ; en raison de sa fraîcheur, sa saveur, de son taux de croissance élevé, sa disponibilité, son meilleur rendement de filetage et de son intérêt pour la pêche sportive (Fao, 2015).

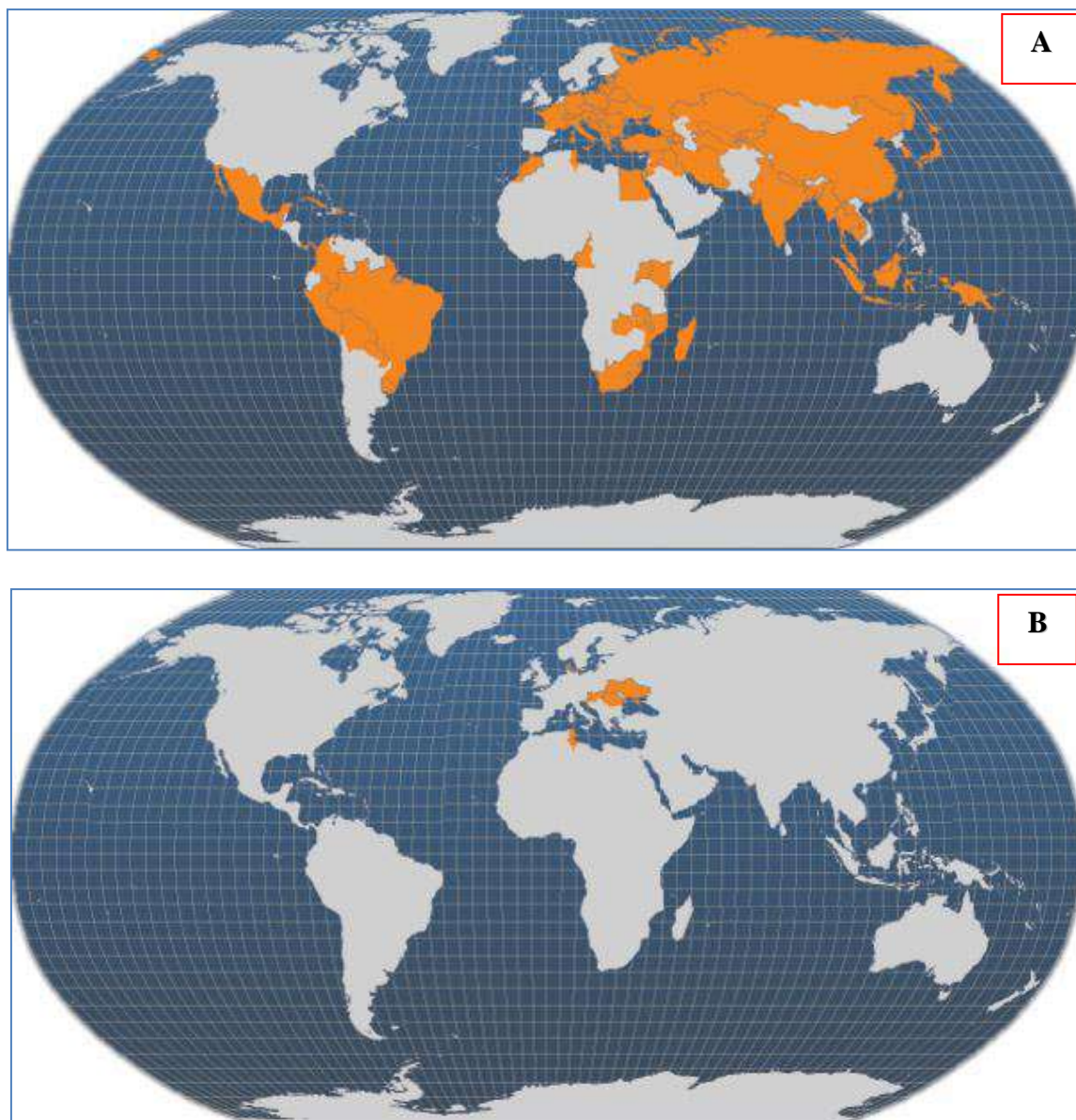


Figure 4. Principaux pays producteurs de *Cyprinus carpio* (A) et de *Sander lucioperca* (B) en orangé (FAO, 2020)

4.1. *Cyprinus carpio*

En 2002, la production aquacole de la carpe commune représente presque environ 14 % (3202561 tonnes) de la production totale mondiale des poissons d'élevage d'eau douce. Cette production a augmenté d'un taux global moyen de 9,5 %/an (681319 tonnes) entre 1985 et 2002. Comme en témoignent les statistiques de production de la F.A.O (Fig. 5 A, Tab. 1 en annexes), elle s'est élevée pour atteindre 10,4 %/an durant la décade passée (1993-2002). Les principales régions de production de la carpe commune étaient l'Asie avec presque 93 % et l'Europe (91,5 % et 4,5 %) (Fao, 2020) (Fig. 5 A, Tab. 1 en annexes).

Les principaux importateurs de cette espèce sont l'Autriche, l'Allemagne, la Hongrie et la Pologne (Vallod, 1995). Alors que, les principaux exportateurs sont l'Autriche, la République Tchèque, la Croatie, et la Lituanie. Dans le reste du monde, incluant la principale région productrice qui est l'Asie, la commercialisation internationale des espèces de carpes est assez limitée (39000 tonnes/an en 2002) (Suzuki, 1986). Environ 24000 tonnes de produits frais/désossés réfrigérés ou congelés de carpes (toute espèces) sont commercialisés (importés ou exportés) en Europe annuellement.

Selon les données de la FAO, l'unité de prix global moyen de carpe commune d'élevage a diminué de 1,43 USD/kg (1993) à 0,92 USD/kg (2002) (Fao, 2020). En Algérie sa valeur est de 3,79 USD/kg.

4.2. *Sander lucioperca*

A l'échelle mondiale, la baisse des captures de *S. lucioperca* représente une opportunité pour les entreprises désirant produire cette espèce de manière intensive. Les captures de *S. lucioperca* ont baissé de 50 % depuis 1950 et stagnent actuellement autour de 17000 tonnes par an à cause d'une surexploitation des stocks sauvages (Fao, 2015). La production aquacole de cette espèce (802 tonnes en 2012) est par contre en hausse mais reste très faible par rapport à la pêche (Fao, 2015).

En 2009, la production aquacole annuelle de sandre dépassait 100 tonnes dans trois pays les plus gros exportateurs qui sont le Danemark, la Tunisie et l'Ukraine qui sont cons. La production totale de sandre en aquaculture (653 tonnes) en 2009 était inférieure à 5% du niveau capturé en eaux libres (14739 tonnes). En 2008, le total des captures s'élevait à environ 20 000 tonnes, dont 9811 tonnes ont été capturées au Kazakhstan. Toutefois, la capture totale déclarée en 2009 était de 14739 tonnes, dont 4099 tonnes provenaient du Kazakhstan et 3011 tonnes de la Russie. Les principaux importateurs de sandre comprennent des pays d'Europe occidentale, tels que l'Allemagne et la France (Fig. 5 B, Tab. 1 en annexes).

Le prix moyen au stade de la première vente (gros) du sandre est au alentour de 8,3 USD/kg. Généralement, il ne dépasse pas les 12,5 USD/kg (poisson entier), Dans certains pays, tels que l'Allemagne et la France, les prix peuvent atteindre 22,2 USD/kg (Fao, 2020), alors qu'il est de 6,72 USD/kg en Algérie.

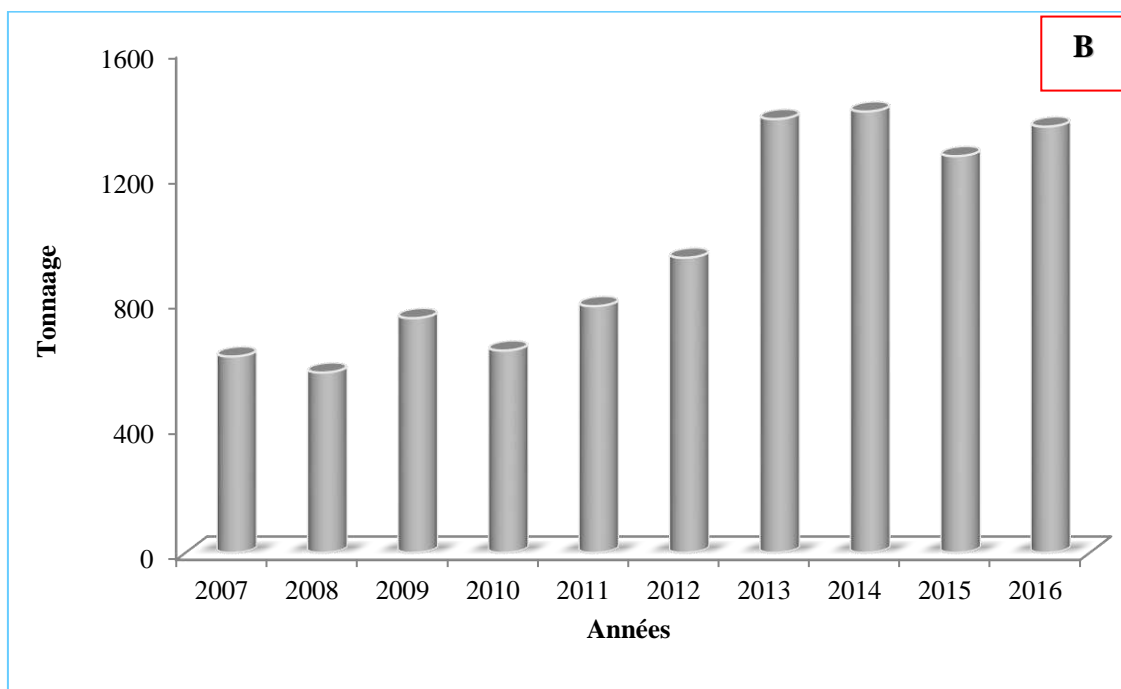
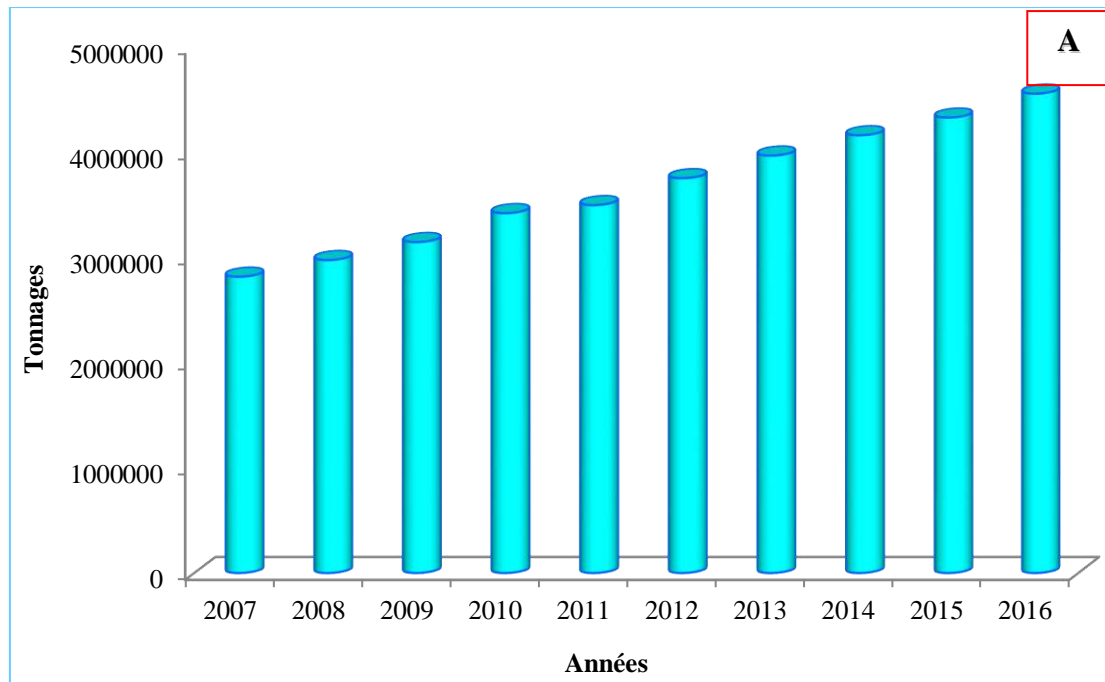


Figure 5. Production aquacole mondiale annuelle de la carpe commune *Cyprinus carpio* (A) et du sandre *Stizostedion lucioperca* (B) entre 2007 et 2016 (tonnes) (Fao, 2020).

MATÉRIEL ET MÉTHODES

I. Milieu d'étude

La partie pratique de cette étude a été réalisée dans une station qui fait partie de l'annexe du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA), située au niveau de la commune de Ouricia à 15 km du nord de Sétif, pendant environ 45 jours ; entre 17 mars et 30 avril 2019. La station de Ouricia, qui est sous forme d'une éclosérie (Fig. 6 A), a été créée en 2009 sur une surface totale de 6 hectares et une capacité de production de 15.10^6 au niveau de la retenue collinaire de Zaïri (Fig. 6 B). Les eaux de cette retenue collinaire Zaïri sont utilisées dans les domaines de l'irrigation agricole, les loisirs et la pisciculture, comme elles ont une source d'approvisionnement en eau originaire de Oued Ouricia. Les caractéristiques principales du périmètre de cette retenue ainsi que sa morphométrie sont résumées dans le tableau 2 (Anonyme, 2009).

Tableau 2. Principales caractéristiques et paramètres hydrotechniques de la retenue collinaire Zaïri (Anonyme, 2009).

Caractéristiques	
Superficie	14 ha
Profondeur	10,5 m
Capacité portante	0,531 hm ³
Volume hydrique	0,440 hm ³
Pluviométrie	662 mm / an
Bassins versants	10,35 km ²
Source d'approvisionnement en eau	Oued Ouricia

1. Objectifs des activités de la station

Les principales activités réalisées dans la station de Ouricia se figurent dans l'empoissonnement des barrages pour les objectifs suivants :

- Assurer la reproduction artificielle des poissons dulçaquicole en particulier le sandre *S. lucioperca* et les différentes espèces de la carpe, notamment la carpe commune *C. carpio*, la carpe chinoise ou la carpe Koï, la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix*, la carpe à grande bouche *Aristichthys nobilis* et le poisson rouge.
- Produire plus de 15.10^6 d'alevins de poissons d'eau douce.
- Créer des postes d'emploi directes et indirectes dans le domaine de la pêche continentale, la commercialisation...etc.
- Vulgariser tous les aspects relatifs aux poissons d'eau douce (espèces, mode de reproduction...) au profit de tous les intervenants voir le grand public.

- Contribuer à des projets de recherche scientifique
- Former des ingénieurs et des étudiants dans le cadre de la réalisation des mémoires de fin d'étude.
- Offrir un support pédagogique pour la formation d'une main d'œuvre qualifiée pour répondre aux besoins des investisseurs.

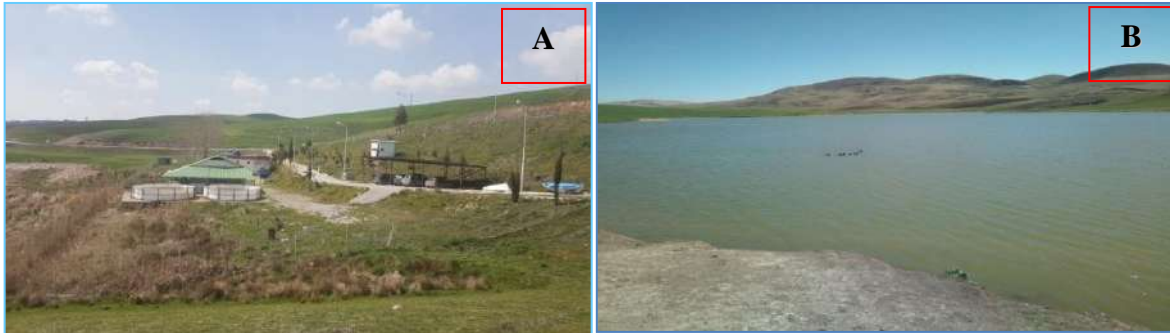


Figure 6. Station de Ouricia du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) (A) et la retenue collinaire Zaïri (B).

II. Matériel biologiques

Afin de réaliser cette étude, des fractions des différentes pontes de 9 spécimens de *C. carpio* (4 femelles ($296 \leq Lt \leq 435$ mm ; $400 \leq Pt \leq 100$ g) et 5 mâles ($323 \leq Lt \leq 563$ mm ; $600 \leq Pt \leq 3000$ g)) et de 13 individus du sandre *S. lucioperca* (8 femelles ($301 \leq Lt \leq 543$ mm ; $300 \leq Pt \leq 4200$ g) et 5 mâles ($268 \leq Lt \leq 322$ mm ; $300 \leq Pt \leq 1000$ g)) (Tab. 2 en annexes) capturés de différents plans d'eau Algérien (retenue collinaire de Zaïri, lac Oubeira, barrage Bouhamdane et Tipaza) ; ont été obtenues après un stripping des femelles de la carpe commune et le dépôt des œufs dans des nids artificiels concernant le sandre, le 20 mai 2019 et le 15 avril 2019 respectivement et une fécondation artificielle des ovocytes chez la première espèce et semi-artificiel chez la seconde. Les différents spécimens des deux espèces ont été capturés à l'aide d'un filet trémail (Fig. 7 A) et filet maillant d'une 45 m de longueur et une hauteur de 10 m (Fig. 7 B) sélectionnés sur la base des stades de maturations chez la carpe par cathétérisation selon l'échelle d'El Housni (1988) et manuellement pour identifier les sexes à travers l'observation du gonflement de la papille génitale, l'orifice anal et le ventre et du couleur nuptiale rougeâtre de l'abdomen chez les femelles (Fig. 8 A et C) et par la libération de quelques gouttes de sperme lors d'une pression sur les flancs et la surface rugueuse des nageoires pectorales chez certaines espèces surtout la carpe chinoise et la grande carpe indiennes chez les mâles (Fig. 8 B et D).



Figure 7. Engins de pêche utilisés pour la capture des géniteurs de la carpe commune *Cyprinus Carpio* et du sandre *Stizostedion lucioperca* (A : barque de pêche ; B : filet trémail ; C : filet maillant).



Figure 8. Sélection des géniteurs femelles (A et C) et mâles (B et D) chez la carpe commune *Cyprinus carpio* et le sandre *Stizostedion lucioperca*.

1. Reproduction

Au préalable, les géniteurs ont été anesthésiés dans un bain contenant d'une solution composée de 5 % d'eugéno. L'ovulation a été induite par deux injections d'hypophyse (0,5 ml d'hypophyse/kg) et d'ovaprime (1 ml/kg) chez la carpe commune qui ont été subdivisés en 2 injections, dont la première de $\frac{1}{2}$ du volume totale de l'injection dite stimulante, favorise

l'évolution des ovules vers les derniers stades de maturation (Schlumberger, 1997) et la seconde injection appelée décisive ou de résolution (Fao, 1990), et une unique injection de l'HCG (Gonadotrophine Chorionique Humaine) (600 UI/kg du poids vif des poissons) et de l'ovaprel (1 ml/kg) chez le sandre. Les mâles de *C. carpio* et du *S. lucioperca* ont aussi reçu une seule dose des mêmes hormones et pour augmenter la production de sperme (Fig. 9).

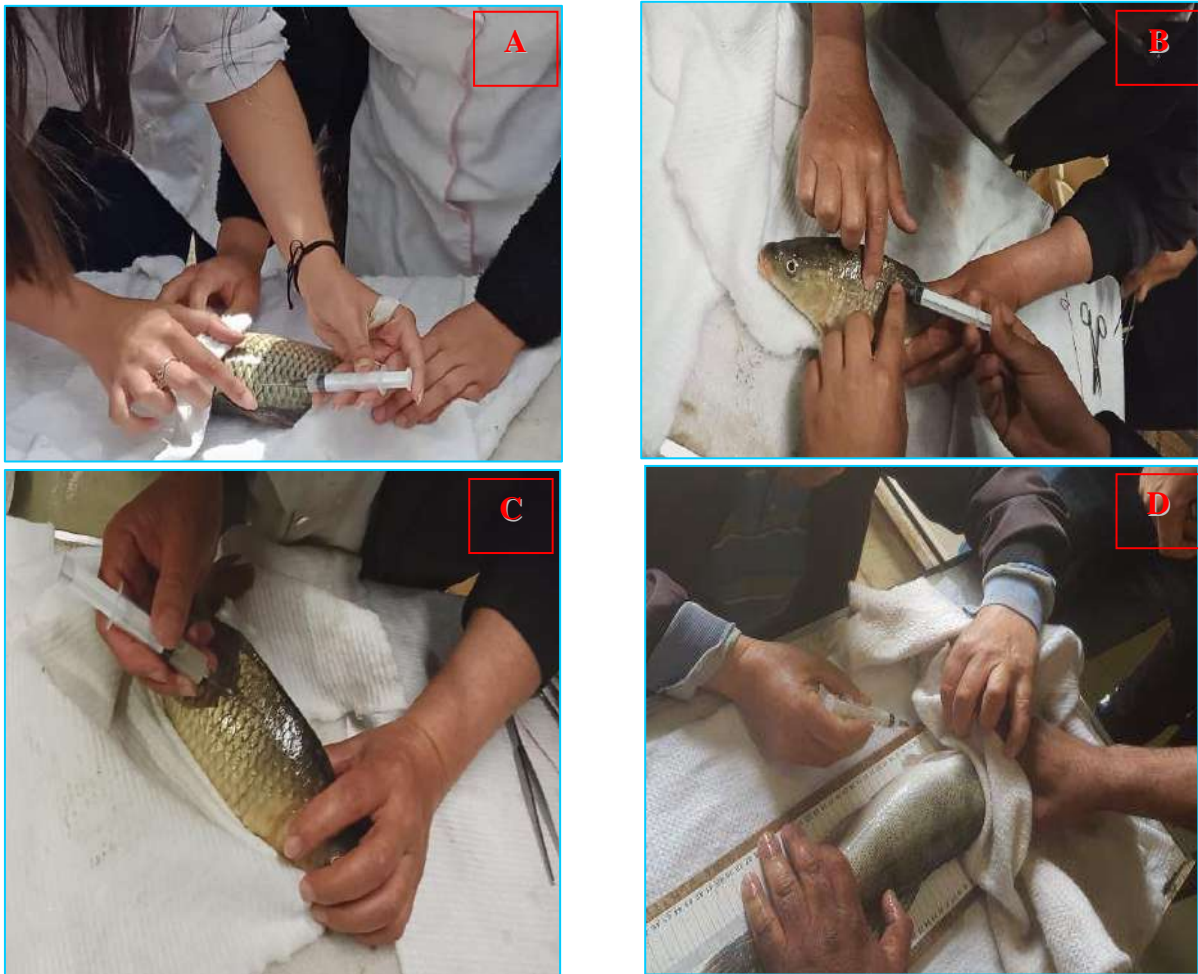


Figure 9. Première (A) et deuxième injection hormonales chez les femelles (B) et les mâles (C) de la carpe commune *Cyprinus Carpio* ainsi que l'injection hormonale chez les mâles du sandre *Stizostedion lucioperca* entre la ligne latérale et la nageoire dorsale (D).

L'ovulation de la carpe commune ayant lieu après 240-300 degrés-heures de la seconde injection et le prélèvement des ovules se fait par un massage abdominal de la femelle, c'est le "stripping" (Fig. 10 A). Par une opération analogue, on fait jaillir la laitance des mâles dans le même récipient contenant les œufs (Fig. 10 B). Les produits sexuels récupérés sont d'abord mélangés à sec pendant 2-3 mn et rincé de l'eau 3 fois. Juste après la

fécondation, chaque fraction de ponte a été séparément placée dans des Zoug de 9 L sacs en plastique avec ajout d'oxygène pur et transportée au laboratoire dans des caisses en polystyrène. A leur arrivée, les œufs (1,5 degrés jours, 13.5°C) ont été acclimatés à la température de l'écloserie (12°C), puis incubés séparément dans quatre bouteilles de Zoug (Fig. 11 A).

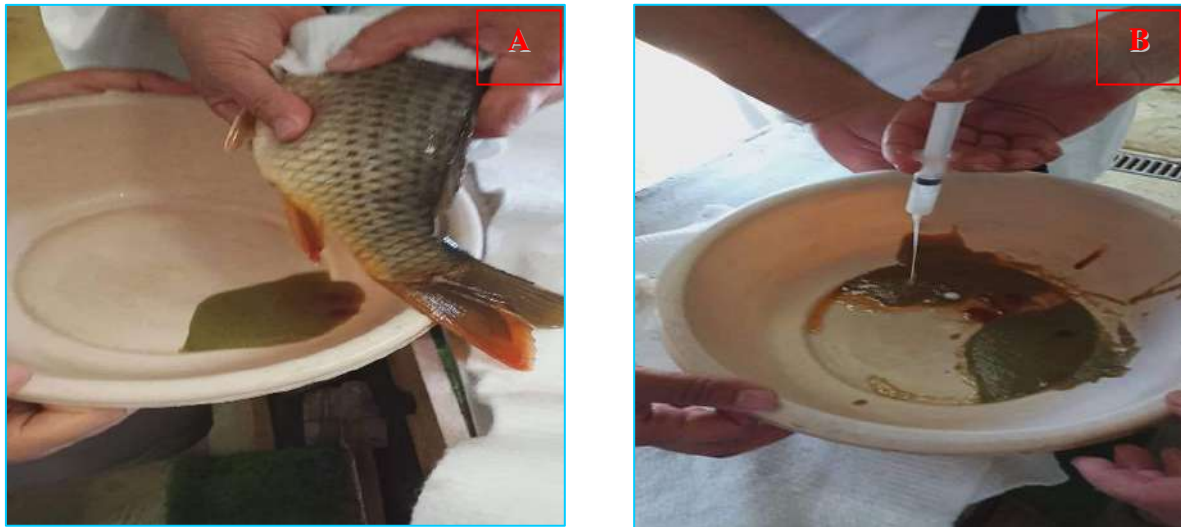


Figure 10. Stripping d'une femelle de la carpe commune *Cyprinus carpio* après l'injection des hormones.

Afin d'éviter un effet le stress et les mortalités issues de stripping chez le sandre, les mâles et femelles ont été gardés dans 4 bassins dans de bonnes conditions de température, de photopériode et d'oxygène ; en respectant la sex-ratio (F : M) indiquée dans le tableau 9 pour assurer une bonne fécondation des œufs. Après la ponte des œufs, les nids artificielle sont déplacés dans des bacs de 120 L, toute en assurant les conditions favorable pour l'incubation jusqu'à la naissance des futurs sandrillons (Fig. 11 B).

Tableau 3. Nombre de nids et la sex-ration du sandre *Stizostedion lucioperca* dans chaque bassin (B1 : Bassin 1 ; B2 : Bassin 2 ; B3 : Bassin 3 ; B4 : Bassin 3 ; M : mâle ; F : femelle ; NN nombre de nids ; L : longueur des nids ; La : largeur des nids).

Paramètres	Bassins			
	B1	B2	B3	B4
Sex-ratio (F : M)	2:1	2:1	2:1	2:2
NN	2	2	2	2
L x La	20 x 18,5 cm	19,5 x 12,5 cm	19 x 13 cm	18 x 16,5 cm
	16,5 x 16 cm	19,5 x 14 cm	20 x 18,5 cm	19 x 13 cm



Figure 11. Incubation d'œufs dans les bouteilles de Zoog chez la carpe commune *Cyprinus Carpiodans* (A) et du sandre *Stizostedion lucioperca* dans des bacs (B)

Un contrôle quotidien de la température pendant toute la période d'incubation pour maintenir la température constante dans les bouteilles de Zoog (24 °C) et entre 14 et 16 °C dans les bacs, en plus d'une surveillance régulière de la qualité des œufs pour retirer les œufs blancs par siphonage chez les deux espèces. Un prélèvement chaque 4h a été effectué pour la détermination des stades de développement embryonnaire chez les deux espèces et afin de calculer le taux de fécondation, nous avons compté dans un 1 g d'œuf après 20 h d'incubation, les œufs fécondés (marron) et non fécondés (blanche) en visualisant les œufs à l'œil nu pour calculer le taux de la fécondation selon la formule suivante :

$$\text{Taux de fécondation (\%)} = \frac{\text{Nombre d'œufs fécondés}}{\text{Nombre d'œufs mis en incubation}} \times 100$$

A l'approche de l'éclosion (90 DJ post fécondation), les œufs ont été vérifiés toutes les deux heures, pour détecter le moment exact de l'éclosion.

Le taux d'éclosion sera calculé par la formule suivante :

$$\text{Taux d'éclosion (\%)} = \frac{\text{Nombre des larves vivantes}}{\text{Nombre des œufs incubés}} \times 100$$

Une étude de la distribution des larves en fonction du temps de l'éclosion et de ce fait trois intervalles sont définis dont des larves désignées comme précoces (larves écloses durant les premières heures), intermédiaires et tardives.

1.1. Dynamique ovocytaire

Le diamètre des ovocytes prélevés que sur des femelles au moment stripping chez la carpe est mesuré à l'aide d'une loupe binoculaire reliée à une caméra pour étudier la dynamique ovocytaire. Par contre, on n'a pas pu récupérer les œufs du sandre à cause de la fragilité des femelles au moment de l'ovulation qui sont déposés directement sur les nids artificielles au niveau des bassins et ils seront fécondés après par les mâles.

2. Suivre de la qualité d l'eau

Après l'application des injections, les géniteurs sont remis dans des bassins avec des nids fabriqués de gazon artificiel (Fig. 13) (Horvath, 1981). Les nids ont été vérifiés chaque matin tout en contrôlant la température à l'aide d'un multi-paramètre chaque heure. Les paramètres physico-chimiques de l'eau d'élevage doit être contrôlé chaque heure à l'aide d'un Multi-paramètre chez les deux espèces durant la période d'incubation.

III. Protocole expérimentale

Dans la première expérience qui a commencé juste après l'acclimatation des œufs à la température de l'écloserie, les œufs des 4 et 8 femelles de la carpe commune et du sandre respectivement sont placés individuellement dans des bouteilles de zoug et des bacs respectives.

1. Caractérisation et développement morphologique

1.1. Morphométrie

1.1.1. Morphométrie en fonction des stades de leur croissance et leur métabolisme pendant la phase d'alimentation endogène

Des photos des larves ont été prises sous la loupe binoculaire à l'éclosion (J0) chez les deux espèces, au stade de la mi-résorption (J7) et à la résorption du sac vitellin (J15 post fécondation selon Bruslé et Quignard (2001)) afin de mesurer directement 5 paramètres morphométriques pour décrire la morphologie des larves de *C. carpio* et de *S. lucioperca* (Fig. 12) dont longueur totale (Lt), hauteur du myotome (HM), diamètre de l'oeil (DO), hauteur du sac vitellin (HSV), longueur du sac vitellin (LSV).

Pour caractériser la morphologie des larves de carpes et du sandre issues de la reproduction artificielle et semi-artificielle respectivement, les différentes parties mesurées du corps sur un total de 30 larves par espèce ont été exprimées en fonction de la longueur totale

et de la hauteur du myotome. Etant donnée les variations de certains de ces rapports au cours du développement ontogénique du poisson, et afin de mettre en évidence de manière plus expressive les changements relatifs de ces dimensions, nous avons utilisé la méthode des moindres rectangles (axe majeur réduit) de Tessier (1948), préconisé par Daget (1976) pour les études d'allométrie. Le coefficient de corrélation "r" est calculé et le type d'allométrie est déterminé en utilisant le test "t" de Student (Dagnelie, 1975) qui s'écrit de la manière suivante :

$$t_{obs} = \frac{(|b^2 - 1|\sqrt{n-2})}{2b\sqrt{1-r^2}} \quad \text{où :}$$

n : nombre de couples de données.

r : coefficient de corrélation.

b : coefficient d'allométrie.

La valeur de t_{obs} est comparée à celle de "t" théorique: $t_{1 - \alpha/2}$ (donnée par la table de Student) où α représente le seuil de confiance au risque d'erreur de 5 % pour n - 2 degré de liberté. Deux cas peuvent se présenter:

- Si $t_{obs} \leq t_{1 - \alpha/2}$, la différence entre les 2 paramètres mesurés n'est pas significative et la valeur $b = 1$. Il y a donc isométrie (ou allométrie simple) entre les deux paramètres étudiés.

- Si $t_{obs} > t_{1 - \alpha/2}$, la différence entre les 2 paramètres mesurés est significative. Il y a donc une allométrie minorante (négative) si $b < 1$ ou majorante (positive) si $b > 1$.

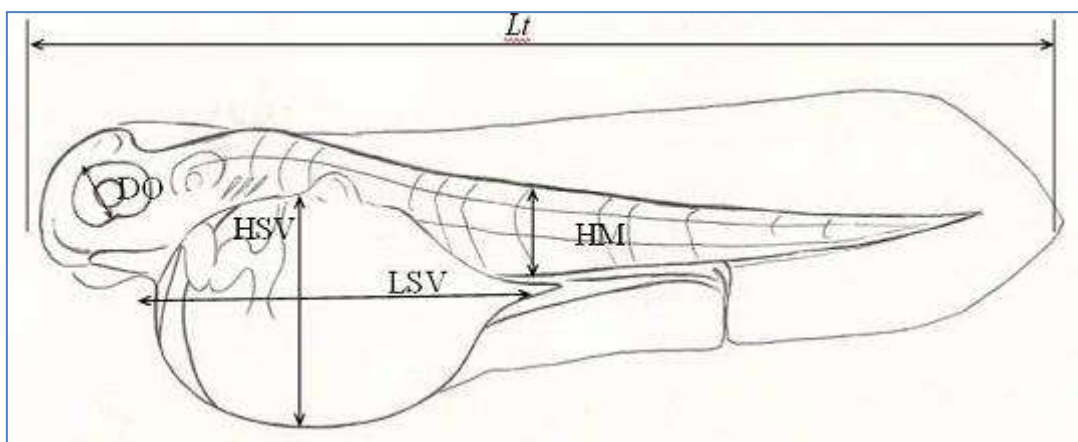


Figure 12. Paramètres morphométriques mesurés directement sur une larve (Lt : longueur totale, HM : hauteur du myotome, DO : diamètre de l'oeil, HSV : hauteur du sac vitellin, LSV : longueur du sac vitellin).

1.1.2. Morphométrie en fonction de l'éclosion

Les mêmes paramètres linéaires et les mêmes fonctions signalée dans la partie 1.1.1, ont été étudiés en fonction de la première transition ontogénique qui est l'éclosion qui se produise en trois intervalles de temps correspondants respectivement au début des éclosions (carpe : 57 h, sandre : 72 h), à l'éclosion en masse (carpe : 67 h, sandre : 82 h) et à la fin des éclosions carpe : 77 h, sandre : 96 h).

2. Relation taille des femelles avec la taille des larves

Après avoir étudié la relation linéaire entre le diamètre ovocytaire et la fécondité absolue, nous avons testé l'existence de la relation entre la taille des femelles et la taille de ces larves en utilisant la méthode des moindres rectangles (axe majeur réduit) de Tessier (1948), préconisé par Daget (1976) pour les études d'allométrie expliquées dans le titre (II. 1.1.1.).

RÉSULTATS

I. Reproduction

9 géniteurs de *C. carpio* (femelles : $810,76 \pm 456,64$ g ; mâles : $831,42 \pm 638,85$ g) et de 13 du sandre *S. lucioperca* (femelles : $1252,5 \pm 1231,85$; mâles : $640 \pm 304,95$ g) conditionnés préalablement à des températures respectives de $23,12 \pm 0,39$ °C (mâles) et de $23,2 \pm 0,60$ °C (femelles) et de $10,5 \pm 0,75$ °C (mâles) et de $10,1 \pm 0,39$ °C (femelles) (Tab. 4). Les femelles de la carpe commune ont subi deux injections de 1/2^{ème} la dose de l'hypophyse ($0,77 \pm 0,63$ ml) et de l'ovaprime ($0,48 \pm 0,04$ ml) et une unique dose moyenne de $0,81 \pm 0,51$ de l'ovaprime pour les mâles au même temps de la deuxième injection des femelles après 9 h de la 1^{ère} injection (Tab. 4 en annexes). En revanche, une seule injection de HCG ($1,12 \pm 0,25$ ml) et de l'ovapel ($0,83 \pm 1,11$ ml) et de même pour les mâles qui sont injecté par une dose moyenne de $0,86 \pm 0,23$ ml et de $0,17 \pm 0,03$ ml de HCG et de l'ovaprime respectivement (Tab. 5 en annexes).

Tableau 4. Valeurs moyennes de la température de conditionnement (T) des géniteurs de la carpe commune *Cyprinus carpio* et du sandre *Stizostedion lucioperca* dans l'écloserie de Ouricia à Setif (B 1 : Bassin des mâles ; B 2 : Bassin des femelles ; Pt : poids moyens ; M : moyenne ; E : écart-type).

Espèces	Date	B1				B2			
		Pt		T		Pt		T	
		M	E	M	E	M	E	M	E
<i>C. carpio</i>	18 avril 2019	831,42	638,85	23,1	0,39	810,76	456,64	23,2	0,60
<i>S. lucioperca</i>	12 mars 2019	640	304,95	10,5	0,75	1252,5	1231,85	10,1	0,93

1. Fécondité

Après 11 et 66 heures des dernières injections hormonale, les œufs et la laitance de la carpe commune ont été prélevée par stripping, à une température de 22 °C et les femelles du sandre *S. lucioperca* déposent ses œufs sur les 8 nids de gazon artificiel avec sous la garderie des mâles à une température de 17 °C respectivement.

Le dénombrement des œufs au niveau de 1 g de la quantité d'œufs prélevée par un simple massage abdominal chez 4 femelles de *C. carpio* révèle une moyenne de $645,5 \pm 105,88$ œufs ; soit une fécondité absolue moyenne de $101607,25 \pm 23340,36$ œufs (Tab. 5 et 6 en annexes ; Fig. 14). Les nids artificiel recouvres à des pourcentages différents qui varie de 60 % à 90 %, contiennent entre 48200 œufs et 74000 œufs pondus par les femelles de sandre *S. lucioperca* (Tab. 4 ; Fig. 13).

Tableau 5. Fécondités absolue (Fa) et relative (Fr) des femelles de la carpe *Cyprinus carpio* et du sandre *Stizostedion lucioperca* (Lt : longueur totale ; Pt : poids total ; N : numéro des femelles ; M : moyenne ; E : écart-type).

N	Lt (mm)		Pt (g)		Âge (années)		Fa (ovocytes)		Fr (ovocytes.g ⁻¹)	
	S. <i>lucioperca</i>	C. <i>carpio</i>	S. <i>lucioperca</i>	C. <i>carpio</i>	S. <i>lucioperca</i>	C. <i>carpio</i>	S. <i>lucioperca</i>	C. <i>carpio</i>	S. <i>lucioperca</i>	C. <i>carpio</i>
1	598	296	4200	400	5	2	74000	91936	17,16	229,84
2	407	420	1000	930	3	6	52800	73353	52,8	78,87
3	334	435	500	1000	1	6	48800	123984	97,6	123,98
4	476	323	1320	550	4	3	54600	117156	41,88	213,01
5	402		900		2		49400		54,88	
6	418		1000		3		51000		51	
7	322		300		1		48200		160,66	
8	400		800		3		49400		61,75	
M	419.62	368.5	1252.5	720	2.75	4.25	53525	101607.25	67.21	161.425
±	±	±	±	±	±	±	±	±	±	±
E	86.78	69.28	1231.85	290.86	1.38	2.06	8552.31	23340.36	43.84	72.01

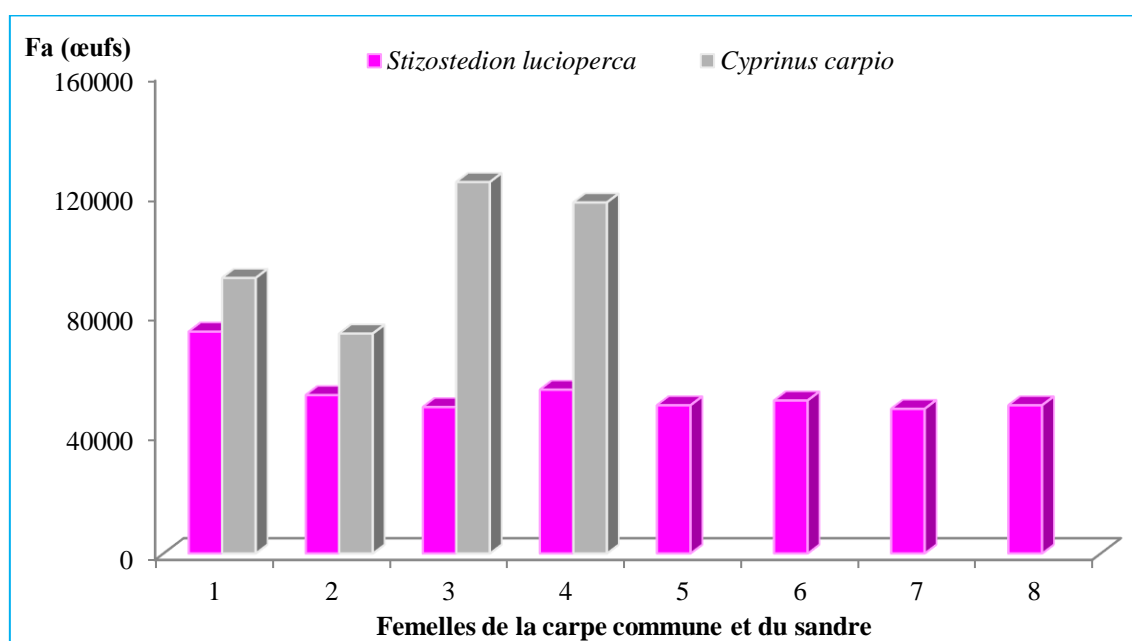


Figure 13. Evolution de la fécondité absolue (Fa) de la carpe commune *Cyprinus carpio* et du sandre *Stizostedion lucioperca*.

1.1. Dynamique ovocytaire

L'étude de la dynamique ovocytaire chez la carpe commune (Fig. 14) montre l'existence de 2 lots d'ovocytes chez toutes les femelles, nettement visibles chez la 2^{ème} et la 3^{ème} femelle âgée de 6 et 2 ans respectivement (Fig. 14 B et C). Les gonades sont de couleur jaune orangé, avec des ovocytes de qui atteint un diamètre de 3145 µm petite dimension. Le premier de 163 µm de diamètre moyen alors que le second subit un accroissement régulier avec des ovocytes plus matures hydratés (1615 µm).

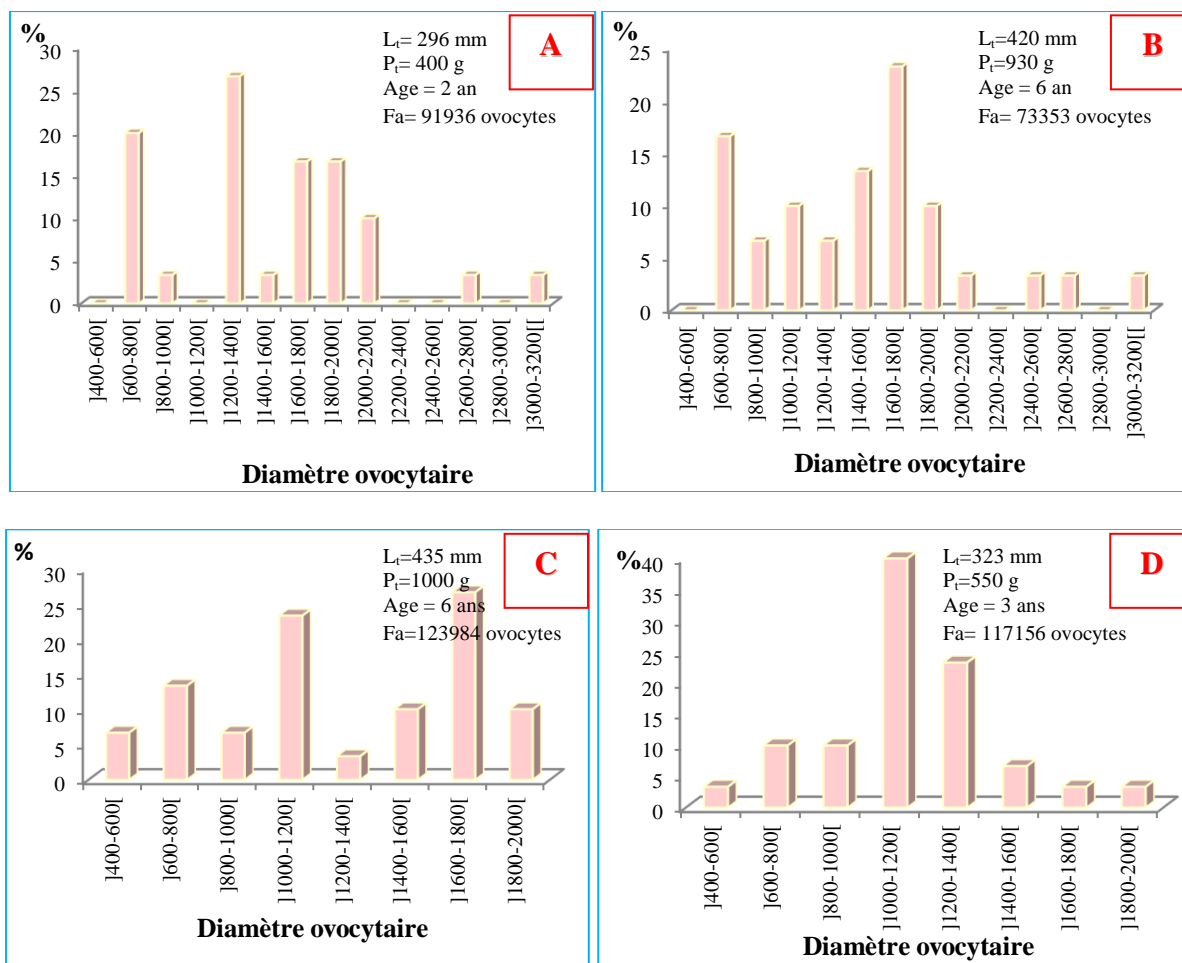


Figure 14. Distribution des ovocytes en fonction de leur taille chez quatre femelles de *Cyprinus carpio* (A : 1^{ère} femelle ; B : 2^{ème} femelle ; C : 3^{ème} femelle ; D : 4^{ème} femelle ; (Lt : longueur totale ; Pt : poids totale ; Fa : fécondité absolue).

1.2. Relation entre la fécondité absolue et le diamètre ovocytaire

La fécondité absolue est exprimée en fonction du diamètre ovocytaire (DO) chez les deux la carpe commune *C. carpio* (Tab. 6).

L'évaluation de la fécondité individuelle chez les femelles de cette espèce montre une corrélation négative très hautement significative ($r = -0,91$; $P \leq 0,001$) entre le diamètre ovocytaire et le nombre des œufs

Tableau 6. Relations de la fécondité absolue (F_a : nombre des œufs) et le diamètre ovocytaire (DO) chez la carpe commune *Cyprinus carpio* *** $P \leq 0,001$).

Fonction	Espèces	Equation de régression	Relation d'allométrie	r	Valeurs extrêmes
$F_a=f(DO)$	<i>C. carpio</i>	$\text{Log } F_a = 12,82 \text{ Log } DO - 2,48$	$F_a = 3,25 \text{ DO}^{12,82}$	-0,91 ***	$591 \leq DO \leq 3042 \mu m$ $73353 \leq F_a \leq 123984$

2. Incubation

Durant l'incubation, le cycle embryonnaire se poursuit à l'abri de l'enveloppe de l'œuf, que les larves finiront par briser au moment de leur éclosion. Les cellules embryonnaires dérivent de l'œuf fécondé par une série de divisions cellulaires qui donnent naissance à un arrangement stéréotypique de cellules appelées blastomères (Tab. 7) et puis commence le développement embryonnaire.

Tableau 7. Différents stades du développement embryonnaire et le temps de son apparition chez la *Cyprinus carpio* et le *Stizostedion lucioperca*.

Stades	<i>S. lucioperca</i>	<i>C. carpio</i>
Fécondation		0
Début de l'incubation		1 à 2 min
Stade deux cellules		37 min
Stade quatre cellules		62 min
Stade huit cellules		73 min
Stade 16 cellules		79 min
Morula	8 h 14 min	4 h 30 min
Blastula	14 h 5 min	11 h 10 min
Gastrula	17 h 10 min	16 h
Fermeture du blastopore	31 h 20 min	28 h 12 min
Début de différenciation des plastes embryonnaires	35 h 10 min	31 h 5 min
Formation des premiers somites	47 h 15 min	39 h 10 min
Stade des premiers mouvements	63 h 5 min	48 h 13 min
Eclosion	72 h - 74 h	57 h

2.1. Qualité de l'eau

L'incubation, des œufs nécessite la surveillance des paramètres physico-chimiques et surtout la température afin d'assurer un meilleur développement embryonnaire et un taux important d'éclosion

Le suivie des valeurs moyennes de la température chez les deux espèces montre des fluctuations thermiques entre les aquariums de la carpe pendant les 4 jours d'incubation (J1 : $F = 2,03$ ($P \leq 0,01$) ; J2 : $F = 2,23$ ($P \leq 0,05$) ; J3 : $F = 2,69$ ($P \leq 0,01$) ; J4 : $F = 1,99$ ($P \leq 0,05$)) (Fig. 15 A ; Tab 7 en annexes). En contrario pour le sandre ou les valeurs sont presque identiques dans les différents bacs quelque soit le temps de l'incubation soit 16 °C (J1 : $F = 0,22$; J2 : $F = 0,68$; J3 : $F = 0,55$ ($P > 0,05$)) (Fig. 15 B; Tab 8 en annexes).

L'évolution des valeurs moyennes est presque la même à l'exception du 3^{ème} aquarium chez *C. carpio* (dont on observe une diminution pendant le 3^{ème} jour ($3,79 \pm 1,36$ mg/l) (Fig. 16 A ; Tab 7 en annexes). Une différence significative a été décelée suite à l'application de test anova pendant le 3^{ème} jour ($F = 3,96$; $P \leq 0,01$) et au niveau de 3^{ème} aquarium ($F = 2,36$; $P \leq 0,01$). Ce qui est le contraire chez le sandre ou une légère

augmentation du taux d'oxygène dissous a été observée dans les 3 derniers bassins (B2, B3 et B4) chez *S. lucioperca* et une diminution des ces valeurs moyennes dans le 1^{er} bac avec une valeur minimale de $5,96 \pm 0,66$ mg/l pendant le dernier jour ce qui coïncide au chute de la température dans le même bac et au même temps (Fig. 16 B; Tab 12 en annexes).

Les valeurs du dernier paramètre suivies pendant la période d'incubation qui est le pH montre des légères variations entre 8,11 et 8,69 et entre 8,16 et 8,64 chez la carpe (Fig. 17 A ; Tab 7 en annexes) et le sandre (Fig. 17 B; Tab 8 en annexes) respectivement. et entre chez la carpe commune.

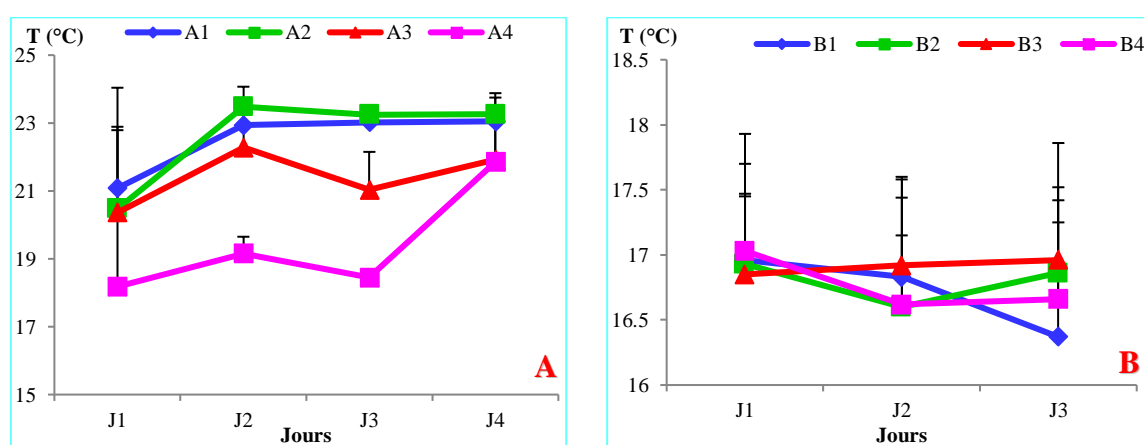


Figure 15. Évolution des valeurs moyennes de la température (T) de la carpe commune *Cyprinus carpio* (A) et le sandre *Stizostedion lucioperca* (B) durant l'incubation (A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; B1 : bac 1 ; B2 : bac 2 ; B3 : bac 3 ; B4 : bac 4 ; J1 : 1^{er} jour ; J2 : 2^{ème} jour ; J3 : 3^{ème} jour ; J4 : 4^{ème} jour).

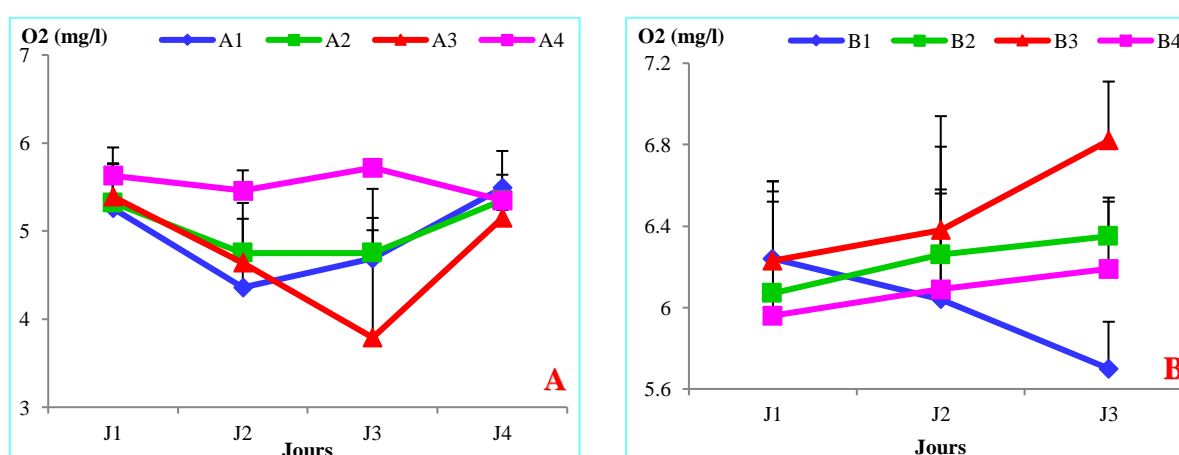


Figure 16. Évolution des valeurs moyennes de l'oxygène dissous (O₂) de la carpe commune *Cyprinus carpio* (A) et le sandre *Stizostedion lucioperca* (B) durant l'incubation (A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; B1 : bac 1 ; B2 : bac 2 ; B3 : bac 3 ; B4 : bac 4 ; J1 : 1^{er} jour ; J2 : 2^{ème} jour ; J3 : 3^{ème} jour ; J4 : 4^{ème} jour).

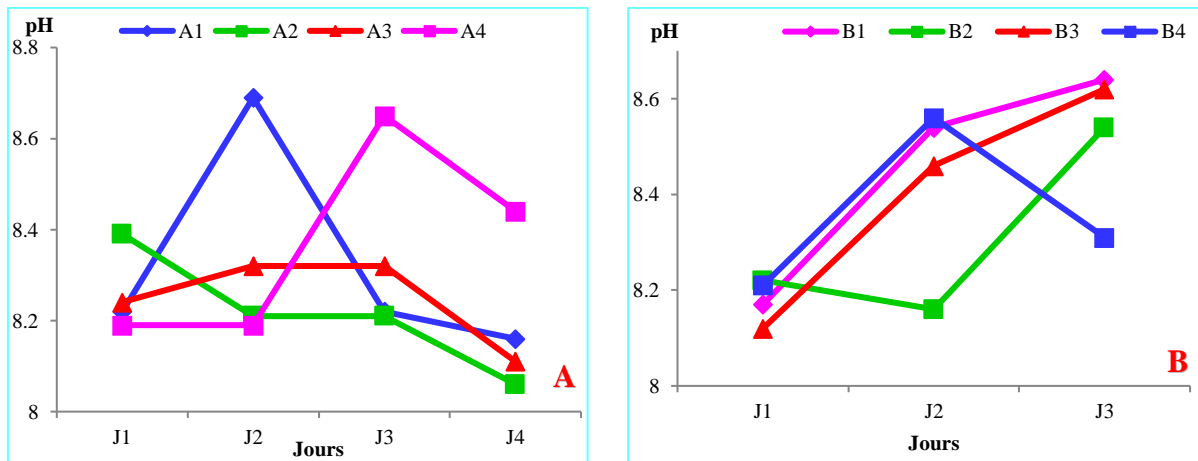


Figure 17. Évolution des valeurs moyennes du pH de la carpe commune *Cyprinus carpio* (A) et le sandre *Stizostedion lucioperca* (B) durant l'incubation (A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; B1 : bac 1 ; B2 : bac 2 ; B3 : bac 3 ; B4 : bac 4 ; J1 : 1^{er} jour ; J2 : 2^{ème} jour ; J3 : 3^{ème} jour ; J4 : 4^{ème} jour).

3. Eclosion

La première transition ontogénique qui est l'éclosion se produit en trois intervalles de temps correspondants respectivement au début des éclosions à 57 heures chez la carpe commune et 57 heures chez la carpe commune, à l'éclosion en masse dans les 10 heures qui suit pour les deux espèces et à la fin des éclosions (carpe : 10h ; sandre 14 h).

Les larves ont été désignées comme précoces (carpe : 5,26 % ; sandre : 9,52 %), intermédiaires (carpe : 68,12 % ; sandre : 57,63 %) et tardives (carpe : 26,7 % ; sandre : 32,85 %) (Fig. 18 ; Tab. 10 en annexes).

Cependant, à 96 et à 72 heures d'incubation et sous l'effet de la température (*C. carpio* : 23-24 °C ; *S. lucioperca* : 14-15 °C). 9,03 % et 29,98 % des œufs sont éclos chez la carpe commune *C. carpio* et le *S. lucioperca* et respectivement, ce qui a donné naissance à 44972 carpiens et 14281 sandrillons (Tab. 9 en annexes).

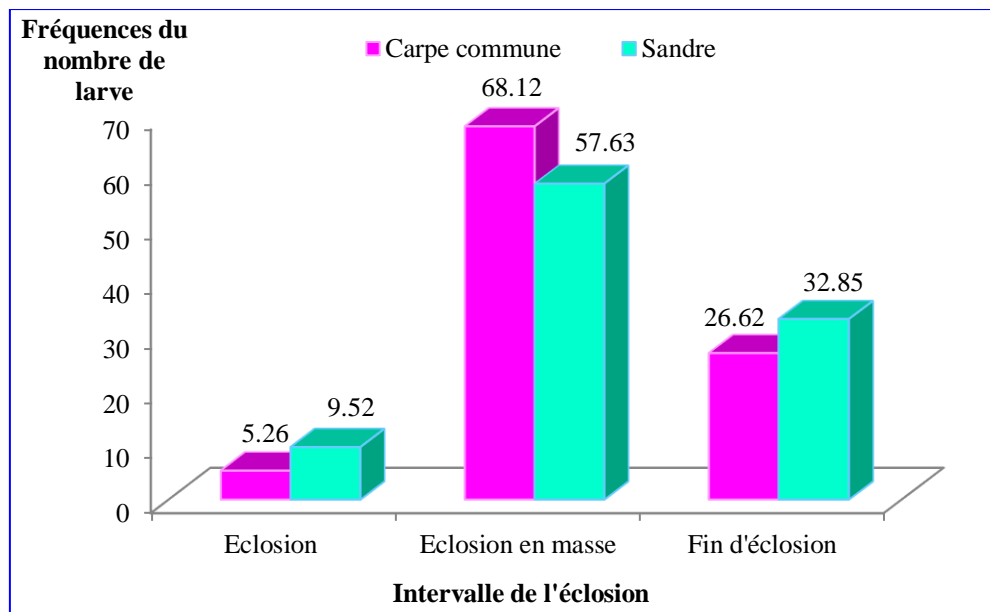


Figure 18. Distribution des fréquences des éclosions des larves de la carpe commune *Cyprinus carpio* en mauve et du sandre *Stezostedion lucioperca* en vert en fonction du moment de l'éclosion.

II. Caractérisation morphologique et développement

1. Morphométrie en fonction des stades de leur croissance et leur métabolisme pendant la phase d'alimentation endogène.

Les équations de conversion des différents caractères métriques en fonction de la longueur totale (L_t) de la larve et leurs coefficients de corrélation sont consignées dans les tableaux 8 à 9. Tous les paramètres mesurés sont significativement corrélés à la longueur totale de la larve ($P \leq 0,05$). La plus faible corrélation est celle qui lie le diamètre de l'œil à la longueur totale de la larve en J0 quelques que soit la phase alimentaire endogène chez les deux espèces (carpe $0,58 \leq r \leq 0,65$; $P \leq 0,05$, sandre : $0,60 \leq r \leq 0,79$; $P \leq 0,01$).

Chez la carpe commune, l'isométrie de croissance caractérise le J0 quelques soit le paramètre. Seulement, le HSV révèle une allométrie minorante au J14. Une allométrie majorante est mise en évidence dans six cas (Do : J7, HM : J7 et J14, LSV : J7 et J14) (carpe $1,4 \leq b \leq 1,2$; sandre : $1,32 \leq r \leq 1,39$) (Tab. 7).

Chez le sandre, les équations de régression montrent que le diamètre de l'œil (J14), la hauteur du myotome (J0), la hauteur du sac vitellin (J0 et J7) et la largeur du sac vitellin (J0) présentent une croissance isométrique par rapport à la longueur totale des larves (Tab. 8). Un seul cas d'allométrie minorante concerne le HSV en J14. L'allométrie majorante caractérise le J0 et le J7 pour le DO et le HM.

Tableau 8. Expressions mathématiques de la morphométrie de la carpe commune *C. carpio* en fonction des stades de leur croissance et leur métabolisme pendant la phase d'alimentation endogène (+: allométrie majorante, -: allométrie minorante, =: isométrie, * significatif au seuil de 5 %, ** significatif au seuil de 1%, *** significatif au seuil de 0,1%, LtL : longueur totale des larves, HM : hauteur du myotome, DO : diamètre de l'oeil, HSV : hauteur du sac vitellin, LSV : longueur du sac vitellin).

Mois	N	Équation de régression	Relation T-Pe	r	t _{obs}	Valeurs limites (mm)
DO=f(LtL)	J0	Log DO=1,34.Log LtL-4,95	DO =1,12.10 ⁻⁵ LtL ^{1,34}	0,65	2,239 (+)*	0,19 ≤ LtL ≤ 2,92 0,08 ≤ DO ≤ 0,18
	J7	Log DO=1,4.Log LtL-5,95	DO =1,18.10 ⁻⁵ LtL ^{1,4}	0,58	3,039** (+)	0,88 ≤ LtL ≤ 3,20 0,14 ≤ DO ≤ 0,45
	J14	Log DO=0,99.Log LtL-3,20	DO =2,23.10 ⁻⁴ LtL ^{0,99}	0,60	0,239 (=)	1,23 ≤ LtL ≤ 4,02 0,48 ≤ DO ≤ 0,98
HM=f(LtL)	J0	Log HM=0,87.Log LtL-5,20	HM =0,98.10 ⁻⁵ LtL ^{0,87}	0,66	0,80 (=)	0,19 ≤ LtL ≤ 2,92 0,09 ≤ HM ≤ 0,22
	J7	Log HM=1,2.Log LtL-3,58	HM =3,98.10 ⁻⁴ LtL ^{1,2}	0,67	2,96 (+)**	0,88 ≤ LtL ≤ 3,20 0,23 ≤ HM ≤ 0,56
	J14	Log HM=1,28.Log LtL-3,01	HM =1,2.10 ⁻⁴ LtL ^{1,28}	0,89	3,06*** (+)	1,23 ≤ LtL ≤ 4,02 0,48 ≤ HM ≤ 1,23
HSV=f(LtL)	J0	Log HSV=0,78.Log LtL-4,9	HSV =1,12.10 ⁻⁵ LtL ^{0,78}	0,99	0,20 (=)	0,19 ≤ LtL ≤ 2,92 0,13 ≤ HSV ≤ 0,34
	J7	Log HSV=1,06.Log LtL-4,02	HSV =1,39.10 ⁻⁵ LtL ^{1,06}	0,80	0,23 (=)	0,88 ≤ LtL ≤ 3,20 0,10 ≤ HSV ≤ 0,29
	J14	Log HSV=0,77.Log LtL-2,4	HSV =3,85.10 ⁻³ LtL ^{0,77}	0,75	0,01 (-)	1,23 ≤ LtL ≤ 4,02 0,09 ≤ DO ≤ 0,12
LSV=f(LtL)	J0	Log LSV=1,03.Log Lt-4	LSV =1,01.10 ⁻⁴ Lt ^{1,03}	0,99	0,322 (=)	0,19 ≤ LtL ≤ 2,92 0,10 ≤ LSV ≤ 1,48
	J7	Log LSV=1,32.Log Lt-4,95	LSV =1,135.10 ⁻⁵ Lt ^{1,32}	0,88	5,39*** (+)	0,88 ≤ LtL ≤ 3,20 0,23 ≤ LSV ≤ 1,56
	J14	Log LSV=1,2.Log Lt-4,5	LSV =2,15.10 ⁻⁵ Lt ^{1,2}	0,88	4,29*** (+)	1,23 ≤ LtL ≤ 4,02 0,48 ≤ DO ≤ 1,66

Tableau 9. Expressions mathématiques de la morphométrie du sandre *Steziostedion lucioperca* en fonction des stades de leur croissance et leur métabolisme pendant la phase d'alimentation endogène (+: allométrie majorante, -: allométrie minorante, =: isométrie, * significatif au seuil de 5 %, ** significatif au seuil de 1%, *** significatif au seuil de 0,1%, LtL : longueur totale des larves, HM : hauteur du myotome, DO : diamètre de l'oeil, HSV : hauteur du sac vitellin, LSV : longueur du sac vitellin).

Mois	Temps	Équation de régression	Relation T-Pe	r	t _{obs}	Valeurs limites (mm)
DO=f(LtL)	J0	Log DO=1,19.Log LtL-3,2	DO =2,22.10 ⁻² LtL ^{1,19}	0,60	3,239 (+)	0,89 ≤ LtL ≤ 1,25 0,01 ≤ DO ≤ 0,12
	J7	Log DO=1,2.Log LtL-2,23	DO =7,10.10 ⁻³ LtL ^{1,2}	0,750	2,12 (+)	1,23 ≤ LtL ≤ 3,02 0,09 ≤ DO ≤ 0,22
	J14	Log DO=1,32.Log LtL-4	DO =1,1.10 ⁻⁴ LtL ^{1,32}	0,710	2,02 (+)	1,45 ≤ LtL ≤ 4,42 0,06 ≤ DO ≤ 0,32
HM=f(LtL)	J0	Log HM=0,89.Log LtL-2,89	HM =5,02.10 ⁻³ LtL ^{0,89}	0,61	0,99 (=)	0,89 ≤ LtL ≤ 1,25 0,02 ≤ HM ≤ 0,12
	J7	Log HM=1,22.Log LtL-4,95	HM =1,122.10 ⁻⁵ LtL ^{1,22}	0,85	2,65 (+)	1,23 ≤ LtL ≤ 3,02 0,05 ≤ HM ≤ 0,25
	J14	Log HM=1,14.Log LtL-4	HM =2.10 ⁻⁵ LtL ^{1,14}	0,80	2,99 (+)	1,45 ≤ LtL ≤ 4,42 0,07 ≤ HM ≤ 0,37
HSV=f(LtL)	J0	Log HSV=0,90.Log LtL-2,23	HSV =5,2.10 ⁻³ LtL ^{0,90}	0,62	3,69 (-)	0,89 ≤ LtL ≤ 1,25 0,25 ≤ HSV ≤ 1,02
	J7	Log HSV=0,74.Log LtL-5,26	HSV =5,69.10 ⁻⁵ LtL ^{0,75}	0,95	4,23 (-)	1,23 ≤ LtL ≤ 3,02 0,20 ≤ HSV ≤ 0,90
	J14	Log HVS=0,89.Log LtL-2,89	HVS =5,02.10 ⁻³ LtL ^{0,89}	0,76	0,11 (=)	1,45 ≤ LtL ≤ 4,42 0,19 ≤ HSV ≤ 0,84
LSV=f(LtL)	J0	Log LSV=0,99.Log Lt-4,94	LSV =1,135.10 ⁻⁵ Lt ^{0,99}	0,79	0,30 (=)	0,89 ≤ LtL ≤ 1,25 0,20 ≤ LSV ≤ 1,02
	J7	Log LVS=0,89.Log LtL-2,89	LVS =5,02.10 ⁻³ LtL ^{0,89}	0,98	0,66 (=)	1,23 ≤ LtL ≤ 3,02 0,32 ≤ LSV ≤ 1,38
	J14	Log LSV=1,03.Log Lt-4,94	LSV =1,135.10 ⁻⁵ Lt ^{1,03}	0,88	1,28 (=)	1,45 ≤ LtL ≤ 4,42 0,45 ≤ LSV ≤ 1,48

2. Morphométrie en fonction de l'éclosion

L'expression mathématique de la relation entre la taille des larves et les autres paramètres mesurés est établie en fonction du moment de l'éclosion (carpe : 57h, 67 h et 77 h ; sandre : 72 h, 82 h et 96 h) (Tab. 10 et 11). Les résultats obtenus mettent en évidence une corrélation hautement significative quel que soit la fonction étudiée chez la carpe ($0,60 \leq r \leq 0,99$; $P \leq 0,001$) ainsi que le sandre ($0,66 \leq r \leq 0,98$; $P \leq 0,001$). L'analyse statistique révèle une différence de croissance en fonction du moment de l'éclosion.

Le HSV montre une allométrie minorante chez la carpe au 2^{ème} et 3^{ème} moment de l'éclosion. Ceci s'explique par le fait que la croissance linéaire de la larve évolue rapidement par rapport au l'épuisement du stock, De même pour le LSV à 77h et le Hm à 67 h et 77h.

Toutefois, la croissance isométrique caractérise la largeur de la vésicule vitelline quel que soit le moment de l'éclosion. Alors que le HSV la vitesse de consommation des réserves endogène est très rapides chez les larves éclosent en premier par rapport aux 2^{ème} et 3^{ème} qui évolue au même rythme que la taille des larves.

Tableau 10. Expressions mathématiques de la morphométrie de la carpe commune *C. carpio* en fonction du moment de l'éclosion (+: allométrie majorante, -: allométrie minorante, =: isométrie, * significatif au seuil de 5 %, ** significatif au seuil de 1%, *** significatif au seuil de 0,1%, M : moment de l'éclosion (H), LtL : longueur totale des larves, HM : hauteur du myotome, DO : diamètre de l'oeil, HSV : hauteur du sac vitellin, LSV : longueur du sac vitellin).

Mois	ME	Équation de régression	Relation T-Pe	r	t _{obs}	Valeurs limites (mm)
DO=f(LtL)	57	Log DO=1,34.Log LtL-4,95	DO =1,12.10 ⁻⁵ LtL ^{1,34}	0,65	2,239 (+)*	0,19 ≤ LtL ≤ 2,92 0,08 ≤ DO ≤ 0,18
	67	Log DO=1,02.Log LtL-2,6	DO =3,02.10 ⁻³ LtL ^{1,02}	0,66	0,23 (=)	0,19 ≤ LtL ≤ 2,56 0,08 ≤ DO ≤ 0,12
	77	Log DO=0,89.Log LtL-2	DO =1,98.10 ⁻³ LtL ^{0,89}	0,75	0,23 (=)	0,20 ≤ LtL ≤ 2,01 0,08 ≤ DO ≤ 0,11
HM=f(LtL)	57	Log HM=0,87.Log LtL-5,20	HM =0,98.10 ⁻⁵ LtL ^{0,87}	0,66	0,80 (=)	0,19 ≤ LtL ≤ 2,92 0,09 ≤ HM ≤ 0,22
	67	Log HM=0,94.Log LtL-2,36	HM =0,98.10 ⁻³ LtL ^{1,4}	0,85	2,99 (-)	0,19 ≤ LtL ≤ 2,56 0,09 ≤ HM ≤ 0,20
	77	Log HM=0,99.Log LtL-1,23	HM =0,99.10 ⁻³ LtL ^{1,23}	0,88	3,02 (-)	0,20 ≤ LtL ≤ 2,01 0,04 ≤ HM ≤ 0,16
HSV=f(LtL)	57	Log HSV=0,78.Log LtL-4,9	HSV =1,12.10 ⁻⁵ LtL ^{0,78}	0,99	0,20 (=)	0,19 ≤ LtL ≤ 2,92 0,48 ≤ HSV ≤ 1,23
	67	Log HSV=1,04.Log LtL-0,950	HSV =0,13.10 ⁻² LtL ^{1,04}	0,89	0,99 (=)	0,19 ≤ LtL ≤ 2,56 0,32 ≤ HSV ≤ 1,20
	77	Log HSV=0,89.Log LtL-2,2	HSV =3,1.10 ⁻³ LtL ^{0,89}	0,69	2,2* (-)	0,20 ≤ LtL ≤ 2,01 0,22 ≤ HSV ≤ 0,9
LSV=f(LtL)	57	Log LSV=1,03.Log Lt-4	LSV =1,01.10 ⁻⁴ Lt ^{1,03}	0,99	0,322 (=)	0,19 ≤ LtL ≤ 2,92 0,10 ≤ LSV ≤ 1,48
	67	Log LSV=0,76.Log Lt-4,45	LSV =1, 5.10 ⁻⁵ Lt ^{0,76}	0,88	4,52 (-)	0,19 ≤ LtL ≤ 2,56 0,09 ≤ LSV ≤ 1,20
	77	Log LSV=0,99. Log Lt-2,5	LSV =1, 5.10 ⁻³ Lt ^{0,99}	0,78	2,82 (-)	0,20 ≤ LtL ≤ 2,01 0,09 ≤ LSV ≤ 0,9

Tableau 11. Expressions mathématiques de la morphométrie du sandre *Steziostedion lucioperca* en fonction des stades de leur croissance et leur métabolisme pendant la phase d'alimentation endogène (+: allométrie majorante, -: allométrie minorante, =: isométrie, * significatif au seuil de 5 %, ** significatif au seuil de 1%, *** significatif au seuil de 0,1%, M : moment de l'éclosion (H), LtL : longueur totale des larves, HM : hauteur du myotome, DO : diamètre de l'oeil, HSV : hauteur du sac vitellin, LSV : longueur du sac vitellin).

Mois	ME	Équation de régression	Relation T-P _e	r	t _{obs}	Valeurs limites (mm)
DO=f(LtL)	72	Log DO=1,19.Log LtL-3,2	DO =2,22.10 ⁻² LtL ^{1,19}	0,60	3,239 (+)	0,89 ≤ LtL ≤ 1,25 0,01 ≤ DO ≤ 0,12
	82	Log DO=0,94.Log LtL-3,89	DO =2,33.10 ⁻⁴ LtL ^{0,94}	0,68	0,99 (=)	0,70 ≤ LtL ≤ 1,10 0,01 ≤ DO ≤ 0,11
	96	Log DO=1,01.Log LtL-2,58	DO =3,8.10 ⁻⁴ LtL ^{1,01}	0,78	1,23 (=)	0,52 ≤ LtL ≤ 1,01 0,01 ≤ DO ≤ 0,08
HM=f(LtL)	72	Log HM=0,89.Log LtL-2,89	HM =5,02.10 ⁻³ LtL ^{0,89}	0,61	0,99 (=)	0,89 ≤ LtL ≤ 1,25 0,02 ≤ HM ≤ 0,12
	82	Log HM=0,90.Log LtL-3,89	HM =2,89.10 ⁻⁵ LtL ^{0,90}	0,85	1,98 (=)	0,70 ≤ LtL ≤ 1,10 0,02 ≤ HM ≤ 0,11
	96	Log HM=0,99.Log LtL-3,02	HM =2,98.10 ⁻⁵ LtL ^{0,99}	0,77	3,23 (-)	0,52 ≤ LtL ≤ 1,01 0,01 ≤ HM ≤ 0,09
HSV=f(LtL)	72	Log HSV=0,90.Log LtL-2,23	HSV =5,2.10 ⁻³ LtL ^{0,90}	0,62	3,69 (+)	0,89 ≤ LtL ≤ 1,25 0,25 ≤ HSV ≤ 1,02
	82	Log HSV=1,01.Log LtL-3,50	HSV =3,2.10 ⁻⁴ LtL ^{1,01}	0,90	0,87 (=)	0,70 ≤ LtL ≤ 1,10 0,15 ≤ HSV ≤ 0,99
	96	Log HSV=0,84.Log LtL-4,9	HSV =1,12.10 ⁻⁵ LtL ^{0,84}	0,95	0,99 (=)	0,52 ≤ LtL ≤ 1,01 0,10 ≤ HSV ≤ 0,69
LSV=f(LtL)	72	Log LSV=0,99.Log Lt-4,94	LSV =1,13.10 ⁻⁵ Lt ^{0,99}	0,79	0,30 (=)	0,89 ≤ LtL ≤ 1,25 0,20 ≤ LSV ≤ 1,02
	82	Log LSV=0,92.Log Lt-4,02	LSV =1,05.10 ⁻⁵ Lt ^{0,92}	0,88	1,69 (=)	0,70 ≤ LtL ≤ 1,10 0,15 ≤ LSV ≤ 0,99
	96	Log LSV=1,03.Log Lt-4,94	LSV =1,25.10 ⁻⁵ Lt ^{1,03}	0,98	1,69 (=)	0,52 ≤ LtL ≤ 1,01 0,10 ≤ LSV ≤ 0,88

3. Relation taille des femelles avec la taille des larves

L'expression mathématique de la relation taille des larves et taille des femelles géniteurs est établie chez la carpe seulement par manque de données chez le sandre. Les résultats obtenus mettent en évidence une corrélation hautement significative entre les deux paramètres (-0,99 ; P ≤ 0,001) (Tab. 12).

Tableau 12. Relations de la taille des larves (LtL) et la taille des femelles (Lt) (chez la carpe commune *Cyprinus carpio* (***) P ≤ 0,001).

Fonction	Equation de régression	Relation d'allométrie	r	t	Valeurs extrêmes
LtL=f(Lt)	Log LtL = -6,29 Log Lt -18,91	LtL = 5,04 . 10 ⁻⁷ Lt ^{-6,29}	-0,99***	+ ***	0,817 ≤ LtL ≤ 3,042 mm 296 ≤ Lt ≤ 435mm

DISCUSSION

La sélection des différents spécimens de la carpe commune *C. carpio* et le sandre *S. lucioperca* à induire est généralement faite en période de reproduction sur la base de l'homogénéité de taille des poisson ainsi que le ballonnement du ventre de poisson (Tamas *et al.*, 1982 ; Gilles *et al.*, 2001).

La ponte des femelles de la carpe commune et le sandre se déroule après 57h et 72 h respectivement par l'utilisation des hormones de l'HCG et l'ovaprime. Ces deux hormones injectées sont communément utilisées chez le sandre par Ronyai (2007), Sosinski (2007) et Kristan *et al.* (2013) avec une dose de 500 UI /kg de HCG et aussi chez la carpe Koï de Pakistaine dont ils ont utilisé 0,5 ml/kg de l'ovaprim, qui est considéré comme la meilleure dose d'induction de ponte des carpes (Malik *et al.*, 2014). Blecha *et al.* (2016) révèle que la récupération des œufs se fait après 96,4 h à une température moyenne de $15,0 \pm 0,5$ °C et après 92,4 h à $18,05 \pm 6,93$ °C (Kristan *et al.*, 2013) chez le sandre. Nos résultats sont supérieurs à ceux des autres travaux d'inséminations artificielles de ces deux espèces ou Cacot (2006) a pu récupérer les gamètes laprès 5 heures, Chikhaoui (2015) après 10 h de temps à une température moyenne de 28 °C ; alors que, 11 à 15 h à environ 28 °C est le temps ou les ovules arrivés à maturité sont extraits par stripping et fertilisés avec le sperme d'un mâle mature dans la littérature (Gilles *et al.*, 2001).

9,03 % et 29,98 % œufs seulement éclosent après 57 h et 96 h chez la carpe commune et le sandre respectivement sous l'effet des paramètres physico-chimiques au moment de l'incubation ; car sa réussite se matérialise par le bon déroulement du développement embryonnaire chez les poissons avec l'assurance des conditions favorable et surtout les paramètres physico-chimiques. Les valeurs de la température de développement embryonnaire de *C. carpio*, varie entre 22 et 24° C (Kucharczyk *et al.*, 2007). Cependant, cette espèce exige un taux d'oxygène de 3-5 mg/l (Pascal *et al.*, 2005) et un pH de 6,5-9, ce qui est assurée dans notre étude. De même chez le sandre *S. lucioperca*, ou la température (16 °C) et l'oxygène dissous ($5,99 \pm 0,27$ mg/l et $6,47 \pm 0,30$ mg/l), sont dans les normes des exigences de *S. lucioperca* (température : 9 - 24 °C ; oxygène dissous : > 6 mg/l), ce qui n'est pas le cas pour le pH (8,30 et 8,45) qui doit se situe entre 7,2 et 7,8 (Pascal *et al.*, 2005).

La fécondité absolue des femelles de la carpe varie de 73353 et 123984 œufs avec une moyenne de 101607 ± 2334036 œufs. Ces résultats ne corroborent pas à ceux obtenues par d'autres auteurs. Elle est faible par rapport à celle de la retenue du barrage Sidi Saâd

(19000 - 240000 ovocytes) (Hajlaoui *et al.*, 2019), du lac Victoria en Australie (120000-1540000) (Sivakumaran, 2003), en Amerti (Ethiopia) (170937) (Hailu, 2013) et en France (215097) (Crivelli, 1981). Alors qu'elle est supérieure à celle signalée dans le barrage de Merdjet Sidi Abbas à ghelizaine (48250 ± 3478 œufs) pour des femelles de longueur totale comprise entre 407 mm et 430 mm (Bensahla Talet, 2013) et à Nouvelle Zeilande (97 200 ovocytes/kg) (Tempero *et al.*, 2006). Cependant, la fécondité absolue de *C. carpio* étudiée par Vysheslavtseva (1956) varie de 145000 à 1500000 œufs. Le nombre moyen des œufs pondus par femelle est d'approximativement 2046317 œufs dan l barrage de Khala (Lamry, 2012).

$77,9 \pm 15,5$ % œufs éclosent après 4 jours chez le sandre du Danemarque avec une grande mortalité au cours des 48 h ce qui donne un nombre de larves de 380363 ± 164458 (Schäfer, 2016). Tandis que, seulement 14281 sandrillons ont pu avoir la vie soit 29,98 %, après 72-74 h d'incubation à une température de 14-15 °C et 9,03 % chez la carpe soit 44972 larves dans notre étude. La fécondité absolue est en moyenne 53525 œufs, ce qui est dans la gamme observée pour cette espèce (Deelder & Willemsen, 1964 ; Lappalainen *et al.*, 2003 ; Pollet, 2004), ainsi que chez Schäfer (2016) avec une fécondité absolue qui varie entre 120000 œufs et 840000 œufs. Schlumberger & Proteau (1990) signale que la fécondité est élevée et varie entre 100000 à 200000 œufs. L'extrême sensibilité de cette espèce ne permet pas de pratiquer le stripping car cette technique engendre souvent la mort de la femelle. La fécondité relative moyenne est de 255412 ± 16710 , oeufs.kg⁻¹, ce qui est dans la gamme observée pour cette espèce (Deelder & Willemsen, 1964 ; Lappalainen *et al.*, 2003).

L'étude de la dynamique ovocytaire chez la carpe commune montre l'existence de 2 lots d'ovocytes chez toutes les femelles. Le premier de 163 µm de diamètre moyen alors que le second subit un accroissement régulier avec des ovocytes plus matures hydratés (1615 µm). Nos résultats corroborent avec ceux de Hajlaoui *et al.* (2019) dont il a noté que le deuxième lot est bien individualisé et un premier situé entre 400 et 900 µm. Les diamètres composant le second lot varient entre 1000 et 1500 µm. le diamètre maximal des ovocytes hydratées est de 3145 µm. Linhart *et al.* (1995) trouvent que le diamètre ovocytaire de cette espèce varie entre 1,24 et 1,42 mm. Quand à Kartas *et al.* (2005) trouvent des valeurs comprises entre 0,74 et 1,23 mm et une valeur moyenne de 0,90 mm. Les plus petits diamètres a été signalé par Lamri (2012) (460 µm ; $383 \leq Lt \leq 425$ mm). En revanche, la moyenne du diamètre ovocytaire chez le sandre est de $0,88 \pm 0,02$ mm, ($0,68 \leq$ diamètre

ovocytaire $\leq 1,04$ mm). Il augmente significativement avec la taille de la femelle malgré un effet du mois significatif (Deelder & Willemsen, 1964).

L'éclosion des deux espèces se subdivisent en trois phases : précoce, intermédiaire et tardive chez les deux espèces qui est un phénomène normal qui caractérise une même ponte incubée dans les mêmes conditions, où les éclosions peuvent s'étaler sur plusieurs jours et ainsi conduire à l'éclosion de larves présentant des différences de taille (Methven et Brown, 1991 ; Geffen, 2002 ; Porter et Bailey, 2007 ; Steinfeldt *et al.*, 2011). Ce qui est démontré par nos résultats dont les larves de la dernière phase présentent des petites tailles par rapport à la 1^{ère} et à la 2^{ème} (Fobs : 3,52 ; $P \leq$). L'explication écologique de cette variabilité est supposée être une stratégie de « minimisation du risque » (Bet hedging strategy), pour assurer au moins certaines larves soient capables de survivre dans des environnements variables ou à cause des géniteurs qui modulent leur effort de reproduction permettant ainsi de produire aussi bien des larves avancées dans le développement et capables de se nourrir peu après l'éclosion et d'autres moins développées mais possédant beaucoup de réserves endogènes leur permettant de survivre jusqu'à ce que les conditions trophiques deviennent favorables (Ware, 1975 ; Pepin *et al.*, 1997 ; While et Wapstra, 2008).

En plus de ces raisons, le processus d'éclosion est influencé par beaucoup de facteurs environnementaux au niveau intraspécifique, en particulier la température et la teneur en oxygène dissous (Silver *et al.*, 1963 ; Shumway *et al.*, 1964 ; Laurel *et al.*, 2008) qui peuvent avancer, retarder ou prolonger la période des éclosions (Kamler, 2002). Ces différences relatives au corps et au sac vitellin sont expliquées par le moment d'éclosion qui est indépendant de l'effet femelle.

Dans un premier temps, les larves de la carpe *C. carpio* se nourrissent de vitellus, réserve mise à leur disposition dans l'œuf. La résorption vitelline dure entre 60 et 70 h. A l'éclosion, les larves mesurent entre 6,5 et 7 mm (Kailola *et al.*, 1993). Après l'éclosion, les larves du sandre *S.luciperca* ont une longueur de 4,5 à 5,5 mm (mode = 3,5) sans mélanophores sur la tête ou le tronc (Pinder, 2001 ; Kjellman *et al.*, 2003 ; Kottelat & Freyhof, 2007). Les réserves vitellines du sandre sont absorbées à 5,5 mm (Pinder, 2001). Dans la baie de Pärnu (Estonie), le vitellus est totalement absorbé en 10-12 jours, entre 6,5 et 9,0 mm environ, à l'âge de 2 à 5 jours (Erm, 1981).

La réserve vitelline durant la période endogène est la principale source d'énergie pour la larve. L'énergie de cette dernière est attribuée à 60 % pour la croissance (Needham, 1931; Finn et Fyhn, 2010), à 20 % pour la respiration, à 15 % pour les autres activités métaboliques et 5 % sont perdus sous forme de déchets. La taille des larves à l'éclosion serait variable en fonction de la température d'incubation (Blaxter, 1992), comme cela a été observé chez le brochet (*Esox lucius*) et la carpe (*Cyprinus carpio*) (Trabelsi-Zouari, 2011).

Les larves de la 3^{ème} phase de l'éclosion sont significativement plus petites que celles de la 1^{ère} phase chez les deux espèces. Cela a été observé dans des mélanges d'œufs de plusieurs femelles (Kestemont *et al.*, 2003 ; Porter et Bailey, 2007 ; Laurel *et al.*, 2008) et au sein d'une même ponte (Methven et Brown, 1991 ; Geffen, 2002 ; Porter et Bailey, 2007 ; Trabelsi, 2007 ; Steinfeldt *et al.*, 2010). Par contre, nos résultats infirment ceux de Geffen (2002), qui a trouvé que les larves qui éclosent vers la fin de la période d'éclosion continuent de croître dans les enveloppes de l'œuf pour éclore avec une plus grande taille. Nos résultats confirment ceux d'Ivanova et Svirskaya (2009) qui n'ont pas trouvé de différence significative dans la longueur totale des larves chez cette même espèce et pour des larves issues d'une même ponte malgré l'étalement de la période d'éclosion sur cinq jours. La taille du sac vitellin des larves de la 3^{ème} phase est significativement plus petite que celle des larves de la 1^{ère} phase à l'éclosion. Ceci est attendu car des études précédentes ont montré une décroissance de la taille du sac vitellin quand la période d'éclosion progresse (Methven et Brown, 1991 ; Laurel *et al.*, 2008).

CONCLUSION

La description chronologique du développement larvaire de la carpe commune *C. carpio* et le sandre *S. lucioperca* issue d'une reproduction artificielle par le HCG et l'ovaprime donne naissance à 44572 et 14282 larves de la carpe et du sandre respectivement à partir de l'incubation de 406429 et 428200 œufs sous le contrôle de la température, l'oxygène dissous et le pH.

La fécondité absolue est négativement corrélée avec le diamètre ovocytaire ($r = -0,91$; $P \leq 0,001$) chez *C. carpio*. L'étude de la dynamique ovocytaire chez la carpe commune montre des ovocytes hydratées ont un diamètre de 1615 μm . Le dénombrement des œufs révèle une moyenne de $645,5 \pm 105,88$ œufs ; soit une fécondité absolue moyenne de $101607,25 \pm 23340,36$ œufs. Les nids artificiel recouvrent à des pourcentages différents qui varient de 60 % à 90 %, contiennent entre 48200 œufs et 74000 œufs pondus par les femelles de sandre *S. lucioperca*. L'éclosion s'est faite en trois intervalle précoces (carpe : 5,26 % ; sandre : 9,52 %), intermédiaires (carpe : 68,12 % ; sandre : 57,63 %) et tardives (carpe : 26,7 % ; sandre : 32,85).

La caractérisation morphologique a été effectuée jusqu'à l'âge de 14 jours en fonction de la résorption de l'alimentation endogène et du moment de l'éclosion. Chez la carpe et le sandre, le processus de l'éclosion est corrélé à une morphométrie particulière et paraît indépendant du stade de développement atteint par les embryons. Plus l'éclosion est tardive, plus les larves sont retardées dans le développement, elles éclosent avec une plus grande taille du corps et moins de réserves vitellines par comparaison aux larves qui éclosent plus précocement. L'éclosion peut avoir lieu à différents stades de développement correspondant à différentes tailles. Le moment exact de l'éclosion serait lié à des caractéristiques intrinsèques de l'embryon qui peut montrer un métabolisme accéléré ou une déficience du fluide péri-vitellin.

Cette étude doit contribuer à l'optimisation des performances de croissance larvaire et des systèmes de production et de cibler les points de blocage rencontrés par les éleveurs. Parmi ceux-ci figure :

- La régulation de la forte hétérogénéité de croissance ;
- Le cannibalisme

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

Alikunhi, K.H., 1966. Synopsis of biological data on common carp *Cyprinus carpio* (Linnaeus), 1758 (Asia and the Far East). FAO Fish. Synop. 31.2, 39p.

Anonyme, 2006. Données du Ministère de la Pêche et des ressources halieutiques.

Anonyme, 2009. Données de la direction de la pêche et des ressources halieutique de l'année 2009.

B

Bekbergenov, Z. & Sagitov, N.I., 1984. Feeding habits of juveniles of some commercial fishes in the Amu Dar'ya River. *J. Ichthyol.* 124(3):18-22.

Bensahla Talet, L., BOUGUENOUS, A. & Boutiba, Z., 2013. Fécondité de la carpe commune *Cyprinus carpio* (Linné, 1758) pêchée dans le barrage de Merdjet Sidi-Abed (W. Ghelizane) Algérie occidentale. Conférence: 3eme Colloque International sur la Biodiversité et Ecosystèmes Littoraux 26, 27 et 28 Novembre 2013, Oran, Algérie.

Berg, L.S., 1958. System der rezenten und fossilen Fisharting und Fische. VEB Verlag der Wissenschaften, Berlin.

Biró, P., 1973. The food of pike perch (*Lucioperca lucioperca* L.) in Lake Balaton. *Annal. Biol. Tihany* 40:150-183.

Bisht, R.S. & Das, S.M., 1981. Observations on aquatic insects as food of fishes and the predatory action of some aquatic insects on fish and fish food. *J. Inland Fish. Soc. India* 13(2):80-86.

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

Blaxter J.H.S. (1992) The effect of temperature on larval fishes. *Netherlands Journal of Zoology* 42: 336-357.

Bolotova, N.L., Zuyanova, O.V., Zuyanov Y.A. & Shitova, S.V., 1995. Acclimatization of Zander, *Stizostedion lucioperca*, and its incorporation into the food chain of Lake Vozhe. *J. Ichthyol.* 35(7):122-142.

Boubekour, A et Lamara, Z., 2019. Etude comparative entre la reproduction artificielle chez la carpe *C. carpio* et la reproduction semi-artificielle chez le sandre *S. lucioperca* dans la station de Ouricia. Mémoire de master en aquaculture, université KASDI-Merbah, Ouargla. 120 p.

Breder, C.M. & Rosen, D.E., 1966. Modes of reproduction in fishes. T.F.H. Publications, Neptune City, New Jersey. 941 p.

Bruslé, J. & Quignard, J.P., 2001. Biologie des poissons d'eau douce européens, Lavoisier. Paris, p. 625.

Bryazgunova, M.I., 1979. Feeding relationships of the young of the pike perch, *Lucioperca lucioperca*, the bream, *Abramis brama*, and fishes of lesser importance in the lower reaches of the Don. *J. Ichthyol.* 19(2):57-65.

Blanco, S., Romo, S., Villena M.-J. & Martínez, S., 2003. Fish communities and food web interactions in some shallow Mediterranean lakes. *Hydrobiologia* 506-509:473-480.

C

Carroll, R., 1988. Vertebrate paleontology and evolution. W.H. Freeman, New York. 698 p.

Cavender, T.M., 1991. The fossil record of the Cyprinidae. P. 34-35. In I.J. Winfield and J.S. Nelson (eds.) Cyprinid fishes: systematic, biology and exploitation. Chapman and Hall, Fish. And Fisheries Ser. 3. London.

Cho, C.Y., 1986 – Effects of water temperature on requirement and digestibilities of proteins and energy in rainbow trout. In: Environment and nutrition; Determining.

Chugunova, N.I., 1959. Age and growth studies in fish. A systematic guide for ichthyologists. Israel Program for Scientific Translations. Izdatel'stvo Akademii Nauk SSSR, Moskva. 132 p.

Çolakolu, S. & Akyurt, I., 2011. Bayramiç Baraj Gölü'ndeki (Çanakkale) aynal? sazan (*Cyprinus carpio* L., 1758) bal?klar?n?n populasyon yap?s? ve büyüme özellikleri. *Istanbul University Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 26:27-46.

Colbert, E. & Morales, M., 1991. Evolution of the vertebrates. John Wiley and Son Inc., New York. 470p.

Craig, J.F., 2000. Percid fishes, systematics, ecology and exploitation. Blackwell Sciences, Oxford, UK. 352 pp.

Crivelli, A.J., 1981. The biologie of the common carp *Cyprinus carpio* L. in the Camargue, southern France. *Jourbal of Fish Biology.* 18: 271-290

D

Daget, J. 1976. Les modèles mathématiques en écologie. Masson, Paris. 172 p.

Dagnelie, P. 1975. Théorie et méthodes statistiques. 2: les méthodes de l'inférence statistique. Les presses agronomiques de Gembloux. 451 p.

Deelder C. & Willemsen J., 1964. Synopsis of biological data of pike-perch *Lucioperca lucioperca* (Linnaeus 1758), Rome.

De Moor, I.J. & Bruton, M.N., 1988. Atlas of alien and translocated indigenous aquatic animals in southern Africa. A report of the Committee for Nature Conservation Research National Programme for Ecosystem Research. South African Scientific Programmes Report No. 144. 310 p. Port Elizabeth, South Africa.

E

- Eaton, J.G., Mc Cormick, J.H., Goodno, B.E., O'Brien, D.G., Stefany, H.G., Hondzo M. & Scheller, R.M., 1995. A field information-based system for estimating fish temperature tolerances. *Fisheries* 20(4):10-18.
- Eccles, D.H., 1992. FAO species identification sheets for fishery purposes. Field guide to the freshwater fishes of Tanzania. Prepared and published with the support of the United Nations Development Programme (project URT/87/016). FAO, Rome. 145 p.
- Etnier, D.A. & Starnes, W.C. ,1993. The fishes of Tennessee. The University of Tennessee Press, Knoxville, Tennessee, USA. (pls. check date).

F

- FAO, 1990. Selected aspects of warm water fish culture. A compilation based on lectures presented at a series of FAO/AGFUND International Training Courses in Aquaculture hosted by Hungary in 1987 and 1988. Edited by Coche, A. and Edwards, D. Food and Agriculture Organisation of The United Nations, Rome, GCP/INT/435/AGF, 181 p.
- FAO, 1997. FAO database on introduced aquatic species. FAO Database on Introduced Aquatic Species, FAO, Rome.
- FAO, 2004. FAO Database on Introduced Aquatic Species. FAO Database on Introduced Aquatic Species, FAO, Rome. FIGIS.
- FAO, 2019. Bases de données et statistiques. Fisheries departement capture production. FAO. by major fishing areas. www.fao.org
- FAO, 2015. Rapport de « la situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2014 », aux délégués d'une cinquantaine des pays participants à la réunion biennale du sous-comité FAO de l'aquaculture (New Delhi, 4 – 8 Septembre Rome/ New Delhi 2012).
- Finn R., Fyhn H. (2010) Requirement for amino acids in ontogeny of fish. *Aquaculture Research* 41: 684-716.
- Fontaine, P. & Le Bail, P.Y., 2004. Domestication et croissance chez les poissons. *INRA Prod. Anim.* 17 (3) : 217-225.
- Froese, R. & Pauly, D. 2007. FishBase world wide web electronic publication. Eds. 2007. www.fishbase.org.
- Fricke, R., Eschmeyer, W.N. & Fong, J.D., 2019. Catalog of fishes
- Froese, R. & Pauly. D., 2003. FishBase. World Wide Web electronic publication.

G

- García-Berthou, E., 2001. Size- and depth-dependent variation in habitat and diet of the common carp (*Cyprinus carpio*). *Aquat. Sci.* 63:466-476.

Références bibliographiques

- Gerstmeier, R. & Romig, T. 1998. Die Süßwasserfische Europas: für Naturfreunde und Angler. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart, Germany. 368 p.
- Gilles, S., Dugué, R & Slembrouck, J., 2001. Manuel de production d'alevins du silure africain, *Heterobranchus longifilis*. Ed. Maison neuve et Larose, Paris, 128 p.
- Geffen, A.J., 2002. Length of herring larvae in relation to age and hatching order. *J. Fish Biol.* 60: 479-485.

H

- Hajlaoui, W., Mili, S., Troudi, D. et Missaoui, H. 2016. Etude de la biologie de reproduction chez la carpe commune *cyprinus carpio communis* pêchée dans la retenue du barrage de sidi saad (centre de la tunisie). *Bull. Soc. zool. Fr.*, 141(1) : 25-39
- Hailu M., 2013.- Reproductive aspects of common carp (*Cyprinus carpio* L, 1758) in a tropical reservoir (Amerti: Ethiopia). *J. Ecol. Nat. Environ*, 5(9) : 260-264.
- Helfman, G., Collette B. & Facey, D.1997. The diversity of fishes. Blackwell Science, Malden, MA. 528 p.
- Heming, T.A. (1982). Effects of temperature on utilisation of yolk by chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) eggs and alevins. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 39: 184–190.
- Hokanson, K. E. F., 1977. Temperature requirements of some percids and adaptations to the seasonal temperature cycle. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada* 34: 1524-1550.
- Hinton, 1962. Horned shark, gar, mormyriad, characin, carp, armored catfish, arowana, upside down catfish. Not given.
- Hamor, T. & Garside, E. T. (1979). Hourly and total oxygen consumption by ova of Atlantic salmon, *salmo salar* L., during embryogenesis at two temperatures and three levels of dissolved oxygen. *Can. J. Zool.* 57: 1196-1200.

I

- Jørgensen, S.E. 1979. Handbook of environmental data and ecological parameters. Int. Soc. Ecol. Modelling. Copenhagen.

K

- Kailola, P.J., Williams, M.J. Stewart, P.C. Reichelt, R.E. McNee A. & Grieve, C.1993. Australian fisheries resources. Bureau of Resource Sciences, Canberra, Australia. 422 p.
- Kamler, E. (2002). Ontogeny of yolk-feeding fish: an ecological perspective. *Rev. Fish Biol. Fish.* 12: 79-103.

- Kamler, E., 1972. Variability of respiration and body composition during early developmental stages of carp. *Pol. Arch. Hydrobiol.* 23:431-485.
- Kamler, E., O. Matlak & Srokosz, K. 1974. Further observations of the effect of sodium salt of 2,4-D on early developmental stages of carp *Cyprinus carpio*. *Pol. Arch. Hydrobiol.* 21:481-502.
- Kamler, E., Szlaminska, M. Przybyl A., Barska, B. Jakublas, M. Kuczynski M. & Raciborski, K. 1990. Developmental response of carp, *Cyprinus carpio*, larvae fed different foods or starved. *Environ. Biol. Fish.* 29:303-313.
- Karatas M. et Sezer M., 2005.- Reproduction characteristics of population of carp (*Cyprinus carpio*) inhabiting in Almus Dame Lake, Turkey. *J. Biol. Sci.* 5(9) : 119-123.
- Keith, P. & Allardi, J. 1998. The introduced freshwater fish of France: status, impacts and management. p. 153-166. In I.G. Cowx (ed.) *Stocking and introduction of fish*. Fishing News Books. MPG Books Ltd., Bodmin, Cornwall. Korwin-Kosskowski, M., G. Jowko and B. Jerierska, 1981. The influence of group effect on oxygen consumption of carp (*Cyprinus carpio* L.) larvae. *Rocz. Nauk Roln. Ser., H.* 99:49-62.
- Keith, P. & Allardi, J., 2001. Atlas des poisons d'eau douce de France. Muséum national d'Histoire naturelle, Paris. Patrimoines naturels, 47 :1-387.
- Koed, A., Mejlhede P., Balleby K. & Aarestrup K., 2000. Annual movement and migration of adult pikeperch in a lowland river. *Journal of Fish Biology* 57: 1266–1279.
- Kosior, M. & T. Wandzel, 2001. Comparison of fecundity of pikeperch (*Stizostedion lucioperca* (L.)) in three lagoons in the southern Baltic Sea. *Bull. Sea Fish. Inst. Gdynia* 3(154):3-27.
- Kottelat, M. & Freyhof, J. 2007. Handbook of European freshwater fishes. Publications Kottelat, Cornol and Freyhof, Berlin. 646 pp.
- Kottelat, M., Britz, R., Tan, H.H. & Witte, K.-E. (2006) *Paedocypris*, a new genus of Southeast Asian cyprinid fish with a remarkable sexual dimorphism, comprises the world's smallest vertebrate. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 273, 895–899.
- Kristan J., Alavi S.M.H., Stejskal V. & Policar T. 2013. Hormonal induction of ovulation in pikeperch (*Sander lucioperca*) using human chorionic gonadotropin (hCG) and mammalian GnRH analogue. *Aquaculture Internationale*, 21, 811–818.
- Kucharczyk D., Kestemont P. & Mamcarz A. 2007. Artificial Reproduction of Pikeperch. Polish Ministry of Science, Olsztyn, Poland.
- Kudrinskaya, O.I., 1969. Metabolic rate in the larvae of pike-perch, perch, carp-bream and roach. *Hydrobiologia* 5:68-72.
- Kudrinskaya, O.M., 1970. Food and temperature as factors affecting the growth, development and survival of pike-perch and perch larvae. *J. Ichthyol.* 10:779-788.

L

- Laurel, B.J., Hurst, T.P., Copeman, L.A., Davis M.W., 2008. The role of temperature on the growth and survival of early and late hatching Pacific cod larvae (*Gadus macrocephalus*). *J. Plankton Res.*30:1051-1060.
- Lamri, L., 2012. Contribution à l'étude de la carpe, *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1785) : la systématique et quelques aspects de sa biologie. Mémoire de Magister. Université des sciences et de la technologie Houari Boumedianne. Algérie. 90 p.
- Lappalainen J., Dörner H. and Wysujack K., 2003. Reproduction biology of pickperch (*Sander lucioperca* (L.)) – a review. *Ecology of Freshwater Fish* 12: 95-106.
- Lappalainen J., Malinen T., Rahikainen M., Vinni M., Nyberg K., Ruuhijärvi J. & Salminen M., 2005. Temperature dependent growth and yield of pikeperch, Zander
- Lappalainen, J., H. Dörner & K. Wysujack, 2003. Reproduction biology of pikeperch (*Sander lucioperca* (L.)) - a review. *Ecol. Freshwat. Fish*:12:95-106.

M

- Machacek, H. 2007. World Records Freshwater Fishing. www.fishing-worldrecords.com, November 2007.
- Maitland, P.S. & R.N. Campbell, 1992. Freshwater fishes of the British Isles. HarperCollins Publishers, London.368 p.
- Malik, A Abbasi, A. R. Kalhoro, I. B. Shah, S. A. Narejo, N. T. & Kalhoro, H. 2014. Effect of Ovaprim Hormone (Syndel Laboratory, Canada) on Spawning of Koi Carp at Fish Hatchery Chilya Thatta, Sindh, Pakistan.
- Merrick, J.R. & G.E. Schmida, 1984. Australian freshwater fishes: biology and management. Griffin Press Ltd., South Australia. 409 p.
- Methven, D.A. & Brown, J.A. (1991). Time of hatching affects development, size, yolk volume, and mortality of newly hatched *Macrozoarces americanus* (Pisces: Zoarcidae). *Can. J. Zool.* 69: 2161-2167.
- M'Hetli, M., 2001. Le Sandre *Stizostedion lucioperca* (L., 1758 Téléostéens, Percidae) poisson allochtone: etude biologique et essai d'optimisation des critères d'élevage. Thèse de doctorat de l'Univesité de Tunis ElManar. 136 p.
- Murdy, E.O., Birdsong R.S. & Musick, J.A. 1997. Fishes of Chesapeake Bay. Smithsonian Institution Press Washington and London. 324 p.

N

- Needham J. (1931) Chemical embryology. New York: The MacMillan Co. 2013 p.
Disponible sur : <https://archive.org/details/chemicalembryolo01need> .

Références bibliographiques

Nelson, J.S., 1994. Fishes of the word. Third esition. John Wiley & Sons, Inc., New York. 600 p.

Nelson, J.S. (2006) Fishes of the World. 4th Edition. John Wiley & Sons, New York, 624 pp.

O

Olivier J.-M. & Schlumberger, O., 2001. Le sander *Stizostedion lucioperca* (Liné, 1758). In: Atlas des poissons d'eau douce de France (Keith P. & Allardi J. Edit). Patrimoines naturels, MNHN, Paris n° 47 : 312-313.

Ozyurt, C.E., Kiyaga, V.B. Mavruk S. & Akamca, E. 2011. Spawning, maturity length and size selectivity for pikeperch (*Sander lucioperca*) in Seyhan Dam Lake. *J. Anim. Vet. Adv.* 10(4):545-551.

P

Pascal Brayan S. D., & Robinson A. T 2005. Visual object classes challenge was to recognize objects from a number of visual object classes in realistic scenes (i.e. note pre-segmented objects). Four object classes were selected. Washington, DC 736 pp.

Peñáz, M., 1983. Ecomorphological laws and saltation in the early ontogeny of Salmonoidei. *Folia Zool.* 32: 365-373.

Pepin, P. (1991). Effect of temperature and size on development, mortality, and survival rates of the pelagic early life history stages of marine fish. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 48: 503-518.

Pethiyagoda, R., 1991. Freshwater fishes of Sri Lanka. The Wildlife Heritage Trust of Sri Lanka, Colombo. 362 p.

Petrova G. & Zivkov M., 1988. Regularities in the growth of pikeperch (*Stizostedion lucioperca*) in the Batak Dam, Bulgaria. *Vest. Cs. Spolec. Zool.* 52 :31-43.

Pinder, A.C., 2001. Keys to larval and juvenile stages of coarse fishes from fresh waters in the British Isles. Freshwater Biological Association. The Ferry House, Far Sawrey, Ambleside, Cumbria, UK. Scientific Publication No. 60. 136 p.

Porter, S.M. & Bailey, K.M. (2007). The effect of early and late hatching on the escape response of walley pollock (*Theragra chalcogramma*) larvae. *J. Plank. Res.* 29: 291-300.

Poulet, N., 2004. Le sandre (*Sander lucioperca* (L.)): biologie, comportement et dynamique des populations en Camargue (Bouches du Rhône, France). Thèse de Doctorat, Université Toulouse II. 186 p.

R

Reay, P. J. 1979. *Aquaculture*. University Park Press, France. Edition Amazon. Edward Arnold, London 69 p.

- Reshetnikov, Y.S., Bogutskaya, N.G. Vasil'eva, E.D., Dorofeeva, E.A. Naseka, A.M. Popova, O.A Savvaitova, K.A. Sideleva V.G. & L.I. Sokolov, 1997. An annotated check-list of the freshwater fishes of Russia. *J. Ichthyol.* 37(9):687-736.
- Riehl, R. & Baensch, H.A., 1991. Aquarien Atlas. Nand. 1. Melle: Mergus, Verlag für Naturr-und Heimtierkunde, Germany, 992 p.
- Riede, K., 2004. Global register of migratory species - from global to regional scales. Final Report of the R&D-Projekt 808 05 081. Federal Agency for Nature Conservation, Bonn, Germany. 329 p.
- Ronyai, A., 2007. Induced out-of-season and seasonal tank spawning and stripping of pike perch (*Sander lucioperca* L.). *Aquaculture Research*, 38, 1144-1151.
- S
- Schlumberger, O. 1997. Mémento de pisciculture d'étang. 3ème édition, Cemagref Edition, France Quercy, 234p.
- Schlumberger O., & Proteau J.P. 1996. Reproduction of pike-perch (*Stizostedion lucioperca*) in captivity. *Journal of Applied Ichthyology*, 12, 149–152.
- Schlumberger, O. & Élie, P., 2008. Poissons des lacs naturels français – écologie des espèces et évolution des peuplements. Editions QUAE, Paris, 212 p.
- Schäfer, J.F. 2016. Reproductive management and gamete quality in pikeperch (*Sander lucioperca*). These de doctorat de l'Université der Humboldt-Universität zu Berlin. 141 p.
- Shorygin, A.A., 1952. Feeding and trophic relations of fishes of the Caspian Sea. Moscow, Pishchepromizdat. 268 p.
- Shumway, D.L., Warren, C.E., Doudoroff, P. (1964). Influence of oxygen concentration and water movement on the growth of steelhead trout and coho salmon embryos. *Trans Am Fish Soc.* 93:342-356. Silver, S.J., Warren, C.E., Doudoroff, P. (1963). Dissolved oxygen requirements of developing steelhead trout and Chinook salmon embryos at different water velocities. *Trans. Am. Fish. Soc.* 92(4):327-343 In Kamler, E. (2002). Ontogeny of yolk-feeding fish: an ecological perspective. *Rev Fish Biol Fish.* 12: 79-103.
- Singhanouvong, D., C. Soulignavong, K. Vonghachak, B. Saadsy and T.J. Warren, 1996. The main wet-season migration through Hoo Som Yai, a steep-gradient channel at the great fault line on the Mekong River, Champassack Province, Southern Lao PDR. Indigenous Fishery Development Project, Fisheries Ecology Technical Report No. 4. Technical Section, Dept. of Livestock-Fisheries, Ministry of Agriculture-Forestry, Lao People's Democratic Republic. 115 p.

- Sivakumaran K. P., Brown, P., Stoessel, D. et Gilles, A., 2003.- Maturation and reproductive biology of wild carp, *Cyprinus carpio*, in Victoria, Australia. *Environ Biol Fish*, 68: 321- 332.
- Sokolov, L.I. & L.S. Berdicheski, 1989. Acipenseridae. p. 150-153. In J. Holcík (ed.) The freshwater fishes of Europe. Vol. 1, Part II. General introduction to fishes Acipenseriformes. AULA-Verlag Wiesbaden. 469 p.
- Sonesten L., 1991. The biology of pikeperch - a literature review. Information fran Sotvattens – laboratoriet Drottningholm 1: 68-71.
- Sosinski M. 2007. The application of Ovaprim in artificial reproduction of pikeperch. MSc. Thesis, Olsztyn, Poland: UWM Olsztyn.
- Specziar, A., P. Biro and L. Tolg, 1998. Feeding and competition of five cyprinid fishes in different habitats of the Lake Balaton littoral zone, Hungary. *Ital. J. Zool.* 65:331-336.
- Specziár, A., L. Tölg & P. Biró, 1997. Feeding strategy and growth of cyprinids in the littoral zone of Lake Balaton. *J. Fish Biol.* 51:1109-1124.
- Spillman, C.-J., 1961. Faune de la France : Poisson d'eau douce. Fédérations Française Sociétés Naturelles, Tome 65. Paris. 303 p.
- Steenfeldt, S., Lund, I., Höglund, E. (2010). Is batch variability in hatching time related to size heterogeneity and cannibalism in pikeperch (*Sander lucioperca*)? *Aquac. Res.* 42(5): 727-732.
- Suzuki, R. 1986. Intensive carp rearing in Japan. In: R. Billard & J. Marcel (eds.) *Aquaculture of Cyprinids*, 2-6 September 1985, Evry, France. INRA, Paris, France. pp. 327-333.
- Suzuki, R. & Yamaguvhi, M., 1984. Meristic and morphometric characters of interracial hybrids of the common carp *Cyprinus carpio*. *Bull. Natl. Res. Ins. Aquacult.* 6: 1-9.

T

- Talde, C.M., A.C. Mamaril & M.L.D. Palomares, 2004. The diet composition of some economically important fishes in the three floodplain lakes in Agusan Marsh wildlife sanctuary in the Philippines. *Sri Lanka J. Aquat. Sci* 9:45-56.
- Tamas, H. G ; Horvath, L. & Istvan, T. - Reproduction et production de larves. Szarvas Institute, Hungary, (1982), 18p. (Document en hongrois).
- Tayler, J. et Bannikov, A., 2002. A new genus and species of deep-bodied perciform fish (Teleostei) from the Eocene of Bolca, Italy, representing a new family, the Zorziniichthyidae, related to the caproid and sorbinipercid-like clades. *Studi e ricerche sui giacimenti terziari di Bolca.* 9. 23-35.

- Teissier, G. 1948. La relation d'allométrie: sa signification statistique et biologique. *Biometrics*, 4(1) : 14-53.
- Thiel, R., T. Mehner, B. Köpcke & R. Kafemann, 1996. Diet niche relationship among early life stages of fish in German estuaries. *Mar. Freshwat. Res.* 47:123-136.
- Tempero G.W., Ling N., Hicks B.J. et Osborne M.W., 2006.- Age composition, growth, and reproduction of koi carp (*Cyprinus carpio*) in the lower Waikato region, New Zealand. *New Zeal.J. Mar. Fresh*, 40: 571-583.
- Toujani R., 1998. Le sandre (*Stizostedion lucioperca L.*) de la retenue de Sidi-Salem (Tunisie) : Biologie et dynamique de population. Thèse de Doctorat de l'Université Claude Bernard Lyon I., 176 p + Annexes.
- Turki, M., M'hetli, A., Cheriki. & Kraïem, M.M., 2009. Caractérisation et variation phénotypique et biologique des deux sexes du sab=ndre *Sander lucioperca* (L., 1758) (Téléostéens, Percidae) dans la retenue de barrage de Nebhana (Tunisie centrale). *Bull. Inst. Natn. Scien. Tech. Mer de Salammbô*, Vol, 36 :75-85.

V

- Vallod, D. 1995. Carp processing and market analysis: a case study in France. In: R. Billard & G.A.E. Gall (eds.), *The Proceedings of the Second Aquaculture-sponsored Symposium held in Budapest, Hungary, 6-9 September 1993*. *Aquaculture*, 129:476-477.
- Vehanen, T., P. Hyvärinen & A. Huusko, 1998. Food consumption and prey orientation of piscivorous brown trout (*Salmo trutta*) and pikeperch (*Stizostedion lucioperca*) in a large regulated lake. *J. Appl. Ichthyol.* 14(1-2):15-22.

W

- Walker, K.F. & H.Z. Yang, 1999. Fish and fisheries in western China. *FAO Fish. Tech. Pap.* 385:237-278.
- Ware, D.M. (1975). Relation between egg size, growth and natural mortality of larval fish. *J.Fish. Res. Bd Can.* 32: 2503-2512.
- While, G.M. & Wapstra, E. (2008). Are there benefits to being born asynchronously: an experimental test in a social lizard. *Behav. Ecol.* 19 : 208-216.
- Whitehead, P.J.P., Bauchot, M.L. Hureau, J.C., Nielsen, J. & Tortonese, E. 1986. Fishes of the North-eastern Atlantic and the Mediterranean. Vol. II. 515-1007. UNESCO, Paris.: 780-792.
- Welcomme, R.L., 1988. International introductions of inland aquatic species. *FAO Fish. Tech. Pap.* 294. 318 p.

Références bibliographiques

Winker, H., O.L.F. Weyl, A.J. Booth & B.R. Ellender, 2011. Life history and population dynamics of invasive common carp, *Cyprinus carpio* within a large turbid African impoundment. *Mar. Freshwat. Res.* CSIRO Publishing.

Z

Zivkov M. & Petrova G., 1993. On the pattern of correlation between the fecundity, length, weight and age of pikeperch *Stizostedion lucioperca*. *J. Fish Biol.* 43:173–182

ANNEXES

Tableau I. Production piscicole (en tonnes) du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio* dan le monde (Fao, 2020).

Années	Quantités débarquées (Tonnes)	
	<i>S. lucioperca</i>	<i>C. carpio</i>
2007	627	320 354
2008	576	459 069
2009	749	497 973
2010	646	302 025
2011	787	355 281
2012	941	396 578
2013	1382	409 462
2014	1406	414 449
2015	1274	466 824
2016	1358	479 680

Tableau II. Origine des géniteurs et les différents paramètres métriques et pondéraux du sandre *Stizostedion lucioperca* et de la carpe commune *Cyprinus Carpio* (N : numéro ; M : mâle ; F : femelle ; Pt : poids moyen ; Lt : longueur totale moyenne).

<i>Stizostedion lucioperca</i>						<i>Cyprinus Carpio</i>					
M			F			M			F		
N	Pt	Lt	N	Pt	Lt	N	Pt	Lt	N	Pt	Lt
1	600	372	1	500	334	1	3000	563	1	550	323
2	300	305	2	900	402	2	1000	425	2	400	296
3	1000	413	3	1320	476	3	840	413	3	930	420
4	900	385	4	1000	407	4	680	323	4	1000	435
5	400	367	5	1000	418	5	600	396			
			6	800	400						
			7	4200	598						
			8	300	322						

Tableau III. Paramètres physicochimiques influençant la reproduction du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio* (Kjellman *et al.*, 2003 ; Pollet *et al.*, 2004 ; Pascal *et al.*, 2005 ; Kucharczyk *et al.*, 2007)

Paramètres	<i>S. lucioperca</i>	<i>C. carpio</i>
Température supportée	10 à 30°C	3 à 35 °C
Température de reproduction	14-18°C	15 à 20 °C
Température pour développement embryonnaire	9-24°C	22- 24 °C
Oxygènedissous	4-6 mg/l	0,3-0,5 mg/l
Ph	7,2 et 7,8	6,5 et 9,0
Salinité	2,3-3 g/l	5 ‰

Tableau IV. Injections hormonales des géniteurs de la carpe commune *Cyprinus carpio* par l'hypophyse et l'ovaprime (F ; femelle ; M : mâle ; N : numéro de l'individu ; Pt : poids total ; Lt : longueur totale ; TA : tour de l'abdomen ; D : dose de l'hormone ; H : hormone utilisée ; HY : Hypophyse ; O : ovapel ; OV : ovaprime).

Sexe	N	Pt (g)	Lt (mm)	TA (mm)	D (ml/kg)		H
					1 ^{ère}	2 ^{ème}	
F	3	550	323	203	0,6	0,6	HY
	7	400	296	195	0,5	0,5	HY
	8	930	420	260	0,5	0,5	O
	12	1000	435	265	0,5	0,5	O
M	1	3000	563	395	-	2,5	OV
	2	600	366	221	-	0,6	OV
	3	550	351	216	-	0,6	OV
	4	600	392	209	-	0,6	OV
	5	720	395	228	-	0,7	OV
	6	790	470	230	-	0,8	OV
	7	630	385	220	-	0,6	OV
	8	1000	425	285	-	1,2	OV
	9	840	413	14	-	0,8	OV
	10	580	381	215	-	0,6	OV
	11	470	400	212	-	0,5	OV
	12	580	398	217	-	0,6	OV
	13	680	323	231	-	0,7	OV
	14	600	396	229	-	0,6	OV

Tableau V. Injection hormonale des géniteurs du sandre *Stizostedion lucioperca* par plusieurs hormones (F ; femelle ; M : mâle ; N : numéro de l'individu ; Pt : poids total ; Lt : longueur totale ; D : dose de l'hormone ; H : hormone utilisée ; EI : endroit de l'injection ; O : ovapel ; OV : ovaprime).

Date	Sexe	N	Pt (g)	Lt (mm)	D (ml)	H	EI
12/03/2019	F	1	900	402	1	HCG	Ventrals
		2	1320	476	1,5	HCG	
		3	1000	407	1	HCG	
		4	1000	418	1	HCG	
		5	800	400	0,4	O	
		6	4200	598	0,3	O	
		7	500	334	2,5	O	
		8	300	332	0,15	O	
	M	1	1000	413	1	HCG	Ventrals
		2	900	385	1	HCG	Dorsals
3		600	372	0,6	HCG		
4		400	367	0,2	OV		
5		300	305	0,15	OV		

Tableau VI. Fécondité absolue et relative de la carpe commune *Cyprinus carpio* (N : numéro des femelles ; Pt : poids total des femelles ; PO : poids total des œufs de chaque femelle ; O : nombre des œufs dans un échantillon de 1 g ; Fa : fécondité absolue ; Fr : fécondité relative ; M : moyenne ; E : écart-type).

N	Pt (g)	PO (g)	O/1g	Fa œufs	Fr (œufs/g)
1	400	136	676	91936	229,84
2	930	147	499	73353	78,87
3	1000	189	656	123984	123,98
4	550	156	751	117156	213,01
M ± E	720 ± 290,86	157 ± 22,84	645,5 ± 105,88	101607,25 ± 2334036	161,42 ± 72,01

Tableau VII. Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques lors de l'incubation des œufs du sandre *Stizostedion lucioperca* (T : Température, O₂ : oxygène dissous ; B1 : bassin 1 ; B2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B4 : bassin 4 ; J1 : premier jour; J2 : deuxième jour ; J3 : troisième jour. M : moyenne ; E : écart-type ; - : une seule valeur).

Bassins	Paramètres	Jours						F
		J1		J2		J3		
		M	E	M	E	M	E	
B1	T (°C)	16,96	0,51	16,83	0,75	16,37	1,05	0,12
	O ₂ (mg/l)	6,24	0,33	6,04	0,54	5,70	0,23	1,23
	pH	8,17	-	8,54	-	8,64	-	-
B2	T (°C)	16,93	0,56	16,60	3,17	16,86	0,41	0,33
	O ₂ (mg/l)	6,07	0,45	6,26	0,30	6,35	0,17	0,69
	pH	8,22	-	8,16	-	8,54	-	-
B3	T (°C)	16,85	0,60	16,92	0,52	16,96	0,56	0,09
	O ₂ (mg/l)	6,23	0,39	6,38	0,41	6,82	0,29	0,11
	pH	8,12	-	8,46	-	8,62	-	-
B4	T (°C)	17,03	0,67	16,62	0,53	16,66	0,59	1,02
	O ₂ (mg/l)	5,96	0,66	6,09	0,85	6,19	0,35	0,32
	pH	8,21	-	8,56	-	8,31	-	-
F	T (°C)	0,22		0,68		0,55		
	O ₂ (mg/l)	0,89		0,75		1,02		
	pH	-		-		-		

Tableau VIII. Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques lors de l'incubation des œufs de la carpe *Cyprinus carpio* (T : Température, O₂ : oxygène dissous ; A1 : bassin 1 ; A2 : bassin 2 ; A3 : bassin 3 ; A4 : bassin 4 ; J1 : premier jour; J2 : deuxième jour ; J3 : troisième jour ; J4 : quatrième jour ; M : moyenne ; E : écart-type ; * P ≤ 0,05 ; ** P ≤ 0,01).

Aquariums	Paramètres	Jours								F
		J1		J2		J3		J4		
		M	E	M	E	M	E	M	E	
A1	T (°C)	21,08	1,81	22,94	0,64	23,02	0,34	23,05	0,70	1,24
	O ₂ (mg/l)	5,26	0,51	4,36	0,41	4,69	0,79	5,49	0,15	0,99
	pH	8,22	-	8,69	-	8,22	-	8,16	-	-
A2	T (°C)	20,47	3,57	23,48	0,59	23,25	0,27	23,26	0,62	1,24
	O ₂ (mg/l)	5,32	0,36	4,75	0,57	4,75	0,26	5,35	0,10	1,65*
	pH	8,39	-	8,21	-	8,21	-	8,06	-	-
A3	T (°C)	20,36	2,43	22,28	1,07	21,03	1,12	21,92	1,05	1,02
	O ₂ (mg/l)	5,39	0,37	4,64	0,50	3,79	1,36	5,15	0,09	2,36**
	pH	8,24	-	8,32	-	8,32	-	8,11	-	-
A4	T (°C)	18,18	2,01	19,15	0,50	18,45	0,12	21,85	1,11	2,98**
	O ₂ (mg/l)	5,63	0,32	5,46	0,23	5,72	0,05	5,35	0,56	0,57
	pH	8,19	-	8,19	-	8,65	-	8,44	-	-
F	T (°C)	2,03*		2,23*		2,69**		1,99*		
	O ₂ (mg/l)	0,22		1,65		3,69**		0,32		
	pH	-		-		-		-		

Tableau IX. Estimation du taux d'éclosion chez le sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio* (A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; A5 : Aquarium 5 ; B1 : bac 1 ; B2 : bac 2 ; A : aquarium ; E : nombre des larves dans un volume donnée ; ET : nombre totale des larves ; Fa : fécondité absolue ; TE : taux d'éclosion) .

Espèces	<i>Stizostedion lucioperca</i>					<i>Cyprinus carpio</i>		
	A1	A2	A3	A4	A5	B1	B2	A
E (larves)	3085	2461	2912	2842	2981	33626	4864	6482
ET larves)	14281 alevins					44972		
Fa oeufs	428200					406429		
TE (%)	29,98					9,03		

Tableau X. Fréquence du nombre de larves lors des intervalles d'éclosion (IE) chez la carpe commune *Cyprinus carpio* et le sandre *Stizostedion lucioperca* (HE : moment d'éclosion ; NL : nombre de larve ; % : pourcentage).

IE	Carpe commune			Sandre		
	HE	NL	%	HE	NL	%
Eclosion	57	2365	5,26	72	1360	9,52
Eclosion en masse	67	30635	68,12	82	8230	57,63
Fin d'éclosion	77	11972	26,62	96	4691	32,85
TOTAL	77	44972	100	96	14281	100

Caractérisation morphologique et développement larvaire du sandre *Sander lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio* dans un milieu contrôlé

Une description chronologique du développement larvaire de la carpe commune *C. carpio* et le sandre *S. lucioperca* issue de ponte induite artificiellement, ainsi que la caractérisation morphologiques a été effectuée jusqu'à l'âge de 14 jours en fonction de la résorption de l'alimentation endogène et du moment de l'éclosion. L'incubation de 406429 et 428200 œufs sous le contrôle des paramètres physico-chimiques a donné naissance à 44572 et 14282 larves de la carpe et du sandre respectivement. L'éclosion s'est faite en trois intervalle précoces (carpe : 5,26 %; sandre : 9,52 %), intermédiaires (carpe : 68,12 %; sandre : 57,63 %) et tardives (carpe : 26,7 %; sandre : 32,85). La fécondité absolue est négativement corrélée avec le diamètre ovocytaire ($r = -0,91$; $P \leq 0,001$) chez *C. carpio*; alors la taille des larves est fortement corrélée avec celle des femelles quelques l'espèce. L'expression mathématique de la relation entre la taille des larves et le DO, HM, HSV et LSV est établie en fonction de l'alimentation endogène (J0, J7 et J15) et le moment de l'éclosion (carpe : 57h, 67 h et 77 h; sandre : 72 h, 82 h et 96 h) montre l'effet positif des réserves vitellins sur la croissance linéaire des larves chez les deux espèces et révèle l'effet négatif du moment de l'éclosion sur les différents paramètres.

Mots clés:

Stizostedion lucioperca, *Cyprinus carpio*, Ecllosion, Morphométrie, alimentation endogène.

الوصف المورفولوجي ونمو اليرقات لسمك السندر *Sander lucioperca* والكارب *Cyprinus carpio* في بيئة محكمة

تم إجراء وصف كرونولوجي لنمو يرقات الكارب *C. carpio* و السندر *Stizostedion lucioperca* الناتجة عن التكاثر الاصطناعي بالإضافة الى دراسة تأثير المنخرات الغذائية و لحضة الفقس على الخصائص المرفولوجية لمدة 14 يوم. حضانة 428.200 و 406.429 بيضة تحت سيطرة العوامل الفيزيائيوكيميائية أدت إلى إنتاج 44572 و 14282 يرقة كارب و سندر على التوالي. تم التفريخ على ثلاث فترات مبكرة (كارب: 5.26% ؛ سندر: 9.52%) ، المتوسط (كارب: 68.12% ؛ سندر: 57.63%) و المتأخر (كارب: 26,7% ، سندر: 32.85). ترتبط الخصوبة المطلقة ارتباطاً سلبياً بقطر البويضة ($r = -0.91$; $P = 0.001$) بالنسبة ل *C. carpio* ؛ كما يرتبط حجم اليرقات ارتباطاً وثيقاً بحجم امهاتهم مهما كان النوع. تم تحديد التعبير الرياضي للعلاقة بين حجم اليرقات و DO و HM و HSV و LSV وفقاً للنظام الغذائي الداخلي (J0 ، J15 و J7) ولحظة الفقس (كارب: 57 h ، 67 h و 77 h ؛ سندر : 72 h و 82 h و 96 h) يوضح التأثير الإيجابي لاحتياجات الصفار على النمو الخطي لليرقات في كلا النوعين ويكشف عن التأثير السلبى لتوقيت الفقس على معايير مختلفة.

الكلمات الدالة:

Stizostedion lucioperca ، *Cyprinus carpio* ، التفقيس، المرفولوجية، التغذية الداتية.

Morphological characterization and larval development of the pike-perch *Sander lucioperca* and the common carp *Cyprinus carpio* in a controlled environment

A chronological description of the larval development of the common carp *C. carpio* and the pike-perch *S. lucioperca* resulting from artificially induced spawning, as well as the morphological characterization was carried out up to the age of 14 days depending on the resorption of the endogenous diet and time of hatching. The incubation of 406,429 and 428,200 eggs under the control of physico-chemical parameters gave rise to 44,572 and 14,282 carp and pike-perch larvae respectively. Hatching occurred in three intervals early (carp: 5.26%; pike-perch: 9.52%), intermediate (carp: 68.12%; pike-perch: 57.63%) and late (carp: 26, 7%; pike perch: 32.85). Absolute fertility is negatively correlated with oocyte diameter ($r = -0.91$; $P = 0.001$) in *C. carpio*; then the size of larvae is strongly correlated with that of females of some species. The mathematical expression of the relationship between the size of the larvae and the DO, HM, HSV and LSV is established according to the endogenous diet (D0, D7 and D15) and the moment of hatching (carp: 57h, 67 h and 77 h; pike-perch: 72 h, 82 h and 96 h) (Tab. 10 and 11) shows the positive effect of yolk reserves on the linear growth of larvae in the two species and reveals the negative effect of the timing of hatching on the different parameters.

Key words:

Stizostedion lucioperca, *Cyprinus carpio*, Hatching, Morphometry, endogenous diet.