

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

**La reproduction semi-artificielle chez le sandre
Stizostedion lucioperca et la reproduction artificielle chez
la carpe commune *Cyprinus carpio* au niveau de
l'écloserie de Ouricia (CNRDPA, Sétif)**

Présenté par : LAMARA Zineb & BOUBEKEUR Asma
Soutenu publiquement
Le : 10/07/2019

Devant les jurys

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

Année universitaire 2018/2019

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1	Position systématique du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (Nelson, 1994).	5
2	Synonymes du Sandre <i>S. lucioperca</i> et la carpe commune <i>C. carpio</i> (Fao, 2019, www.fishbase.org).	5
3	Principales caractéristiques et paramètres hydrotechniques de la retenue collinaire Zaïri (Anonyme, 2009).	21
4	La flore caractéristique de la retenue collinaire Zaïri (Gourri, 2015).	22
5	Origine des géniteurs et les différents paramètres métriques et pondéraux du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et de la carpe commune <i>Cyprinus Carpio</i> (E : effectif ; N : numéro ; M : mâle ; F : femelle ; Pt : poids moyen ; Lt : longueur totale moyenne).	26
6	Matériel utilisé dans l'induction de la ponte l'éclosion et l'étude morphométrique des larves de sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> .	31
7	Paramètres physicochimiques influençant la reproduction du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (Eaton <i>et al.</i> , 1995 ; Kjellman <i>et al.</i> , 2003 ; Pollet <i>et al.</i> , 2004 ; Pascal <i>et al.</i> , 2005 ; Kucharczyk <i>et al.</i> , 2007).	35
8	Différentes doses d'hormones administrées aux femelles de <i>Stizostedion lucioperca</i> (- : Sous forme liquides).	37
9	Nombre de nids et la sex-ration 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).	39
10	Température de conditionnement des géniteurs du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> dans l'écloserie de Ouricia à Setif (B 1 : Bassin des mâles ; B 2 : Bassin des femelles ; M : moyenne ; E : écart-type).	46
11	Température moyenne des bassins pendant le temps de latence chez le sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe <i>Cyprinus carpio</i> .	47
12	La relation de régression entre le temps de latence (TL) et la température (T) chez les mâles et les femelles du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe <i>Cyprinus carpio</i> (B 1 : Bassin 1 ; B 2 : Bassin 2 ; B3 : Bassin 3 ; B4 : Bassin 4 ; r : coefficient de corrélation ; t _{obs} : Test d'allométrie ; - : allométrie minorante ; * significatif au seuil de 5 %, ** significatif au seuil de 1%, *** significatif au seuil de 0,1%, N : effectif).	48

13	Fécondité absolue et relative du sandre <i>Stizostedio lucioperca</i> selon nombre de fils dans chaque nid (V : volume des bassins ; NF : nombre fils dans 5 cm ² ; NO : nombre des œufs ; C : pourcentage de couverture des nids ; S : superficie des nids ; Fa : fécondité absolue ; Fr : fécondité relative ; Pt : poids total des femelles ; M : moyenne ; E : écart-type).	50
14	Fécondité absolue et relative de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (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).	52
15	Coefficients de corrélation et équations des droites de régression entre la fécondité absolue et les caractéristiques métriques (longueur totale) et pondérales (poids total) ainsi que l'âge chez du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe <i>Cyprinus carpio</i> . F : fonction, Lt : longueur totale, Pt : poids total, A : âge, r : coefficient de corrélation (* P ≤ 0,05 ** P ≤ 0,01 ; *** P ≤ 0,001).	53
16	Estimation du taux d'éclosion chez le sandre <i>Stizostedionlucioperca</i> et la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; A5 : Aquarium 5 ; B1 : bac 1 ; B2 : bac 2 ; A : aquarium ; P1 : 1 ^{er} prélèvement ; P2 : 2 ^{ème} prélèvement ; P3 : 3 ^{ème} prélèvement ; P : moyenne des prélèvements ; E : écart-type ; V : vollume ; E : nombre des larves dans un volume donnée ; ET : nombre totale des larves ; Fa : fécondité absolue ; TE : taux d'éclosion) .	53
17		54

Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Illustration des particularités morphologiques (A) (www.fishbase.org , modifié) et le type de dent (B) (www.blog-marais-poivin.fr) du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i>	8
2	Particularités morphologiques (A) (www.fishbase.org , modifié) et le deux paires de barbillons (B) (www.federation-peche-allier.fr) de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> .	9
3	Distribution autochtone et introduite du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (A) et de la carpe commune (B) dans le monde (www.fisbase.org).	14
4	Introduction du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> dans différentes localités en Algérie (●) (Anonyme, 2013).	15
5	Production aquacole mondiale annuelle du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> entre 2007 et 2016 (Fao, 2019).	18
6	Production aquacole mondiale annuelle de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> entre 2007 et 2016 (tonnes) (Fao, 2019).	18
7	La station du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) Ouricia (A) et la retenue collinaire Zaïri (B) (www.googleMap.org , modifié).	20
8	Retenue Collinaire Zaïri	22
9	Espèces de poissons d'intérêt aquacoles introduites dans la retenue collinaire de Zaïri (A : <i>Stizostedion lucioperca</i> (www.wikipedia.org) ; B : <i>Ctenophryngodon idella</i> (www.esoxiste.com) ; C : carpe japonaise (www.pixabay.com) ; D : <i>Cyprinus carpio</i> (www.chitpecheur.com) ; E : <i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (www.esoxiste.com) ; F : <i>Carassius carassius</i> (www.aquaportail.com)).	23
10	Equipements de l'écloserie de la station Ouricia (A : Système d'alimentation en eau ; B : Système de filtration ; C : Système d'évacuation de l'eau ; D : Bouteilles de Zoug ; E : auge d'élevage larvaire ; F : Bassins de post-élevage ; G : Thermorégulateur ; H : Bassons de géniteurs ; I : Table de laboratoire ; J : bacs d'incubation des œufs du sandre).	25
11	Engins de pêche utilisés pour la capture des géniteurs du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et de la carpe commune <i>Cyprinus Carpio</i> (A : barque de pêche ; B : filet trémail ; C : filet maillant)	27
12	Lac Oubeira à El Taref (A) et Barrage Bouhamdane à Guelma (B) (Tabouche, 2017).	27
13	Sélection des géniteurs mâles (A et C) et femelles (B et D) chez le sandre	28

	<i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> .	
14	Sexage et dimorphisme sexuel du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (B) et la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (E) (Fao.org) par la papille génitale des femelles (A et D) et des mâles (C et F).	29
15	Transport des géniteurs du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (A : camion vivier ; B : désinfection des bassins par le sel ; C : transport du poisson vers les bassins de stockage ; D : Stockage de géniteur avec prudence).	30
16	Champ antérieur d'une écaille sans cal avec l'axe antéro-médian chez <i>Stizostedion lucioperca</i> (A) et <i>Cyprinus carpio</i> (B)	32
17	Préparation d'un bain anesthésiant (A) pour l'entreposage des femelles et des mâles(B) du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe commune <i>Cyprinus Carpio</i>	36
18	Préparation de la solution injectable de l'hypophyse	37
19	Granulés d'hypophyse (A) et granulés d'ovapel (B).	37
20	Récupération des ovocytes du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (A) par un cathéter	38
21	Injection hormonale chez les mâles du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> entre la ligne latérale et la nageoire dorsale	39
22	Bassin avec des nids en gazon artificiel.	40
23	Première (A) et deuxième injection hormonales chez les femelles (B) et les mâles (C) de la carpe commune <i>Cyprinus Carpio</i> ainsi que la suture de la papille génitale (D et E).	41
24	Nid artificiel du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> avant l'éclosion	42
25	Stripping d'une femelle de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> après l'injection des hormones.	43
26	Prélèvement et mélange des œufs (A) avec la laitance du mâle (B) de la carpe commune <i>Cyprinus Carpio</i> .	44
27	Élimination de l'adhésivité des œufs par le lait et l'acide thanique (A) et rinçage avec de l'eau (B).	44
28	Incubation de œufs du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> dans des bacs (A) et dans les bouteilles de Zoug chez la carpe commune <i>Cyprinus Carpio</i> dans (B)	45

29	Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques pendant le temps de latence chez le sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (T : Température (A), O ₂ : oxygène dissous (B); B1 : bassin 1 ; B 2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ;	46
30	B 4 : bassin 4 ; J1 : 1 ^{er} jour; J2 : 2 ^{ème} jour ; J3 : 3 ^{ème} jour) (C : pH).	50
31	Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques pendant le temps de latence chez la carpe commune <i>Cyprinu carpio</i> (T : Température, O ₂ : oxygène dissous ; B1 : bassin 1 ; B 2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B 4 : bassin 4).	51
32	Evolution de la fécondité absolue (Fa) du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> . Œuf fécondé (A : <i>Stizostedion lucioperca</i> ; C : <i>Cyprinus carpio</i>) et non fécondé (B : <i>Stizostedion lucioperca</i> ; D : <i>Cyprinus carpio</i>).	54
33	Évolution des valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (A : température (T); B : oxygène dissous (O ₂) ; C : pH) durant l'incubation (B1 : bac 1 ; B2 : bac 2 ;	55
34	B3 : bac 3 ; B4 : bac 4 ; J1 : 1 ^{er} jour; J2 : 2 ^{ème} jour ; J3 : 3 ^{ème} jour).	56
35	Évolution des valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> (A : température (T) ; B : oxygène dissous (O ₂) ; C : pH) durant l'incubation (A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; J1 : 1 ^{er} jour; J2 : 2 ^{ème} jour ; J3 : 3 ^{ème} jour ; J4 : 4 ^{ème} jour).	57
36	Différents stades de développement embryonnaire du sandre <i>Stizostedionlucioperca</i> (A Stade morula ; B : blastule ; C : gastrula ; D : fermeture du blastopore ; E : début différenciation des plastes embryonnaire ; F : formation des premiers somites ; G : stade de première mouvement ; H : avant éclosion ; I : Larve éclosée).	58
37	Différents stades de développement embryonnaire de la carpe commune <i>CyprinusCarpio</i> (A : Stade morula ; B : blastule ; C : gastrula ; D : fermeture du blastopore ; E : début différenciation des plastes embryonnaire ; F : formation des premiers somites ; G : stade de première mouvement; H : avant l'éclosion ; I : Larve éclosée).	59
38	Cas de Cannibalisme chez le sandre <i>Stizostedionlucioperca</i> et lors de la résorption du sac vitellin (A) ; œufs de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> attaqué par des champignons (B).	61

Liste des annexes

N°	Titre	Page
I	Noms vernaculaires des deux espèces de poissons <i>Stizostedion lucioperca</i> et <i>Cyprinus carpio</i> (- : absence de données) (www.fishbase.or ; Fao, 2019).	92
II	Introduction du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> dans différents pays du monde (- : absence de données) (www.fishbase.org).	93
III	Introduction de la carpe commune <i>Cyprinu carpio</i> dans différents pays du monde (www.fishbase.org).	94
IV	Différents programme d'introduction du sandre en Algérie (* : introduction de géniteurs) (Anonyme.2013).	96
V	Historique des opérations des peuplements ichtyologiques (alevins) en Algérie en 1986 et 1991 (* : absence de données) (Meddour <i>et al.</i> , 2000).	97
VI	Production piscicole (en tonnes) du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> dan le monde (Fao, 2019).	97
VII	Injection hormonale des géniteurs du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> 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).	98
VIII	Injections hormonales des géniteurs de la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> 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).	98
IX	Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques chez le sandre <i>S.lucioperca</i> après l'injection hormonale (T : Température, O ₂ : oxygène dissous ; B1 : bassin 1 ; B 2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B 4 : bassin4 ; J1 : 1 ^{ère} jour (12 mars); J2 : 2 ^{ème} jour (13 mars) ; J3 : 3 ^{ème} jour (14 mars). M : moyenne ; E : écart-type ; - : une seule valeur ; * P ≤ 0,05 ; ** P ≤ 0,01 ; *** P ≤ 0,01).	99
X	Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques chez la carpe commune <i>Cyprinus carpio</i> pendant le temps de latence (T : Température (°C), O ₂ : oxygène dissous (mg/l) ; B1 : bassin 1 ; B 2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B 4 : bassin4 ; J1 : 1 ^{ère} jour (12 mars); J2 : 2 ^{ème} jour (13 mars) ; J3 : 3 ^{ème} jour (14 mars). M : moyenne ; E : écart-type ; - : une seule valeur ; * P ≤ 0,05 ; ** P ≤ 0,01 ; *** P ≤ 0,01).	100
XI	Fécondités absolue (Fa) et relative (Fr) des femelles du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> et la carpe <i>Cyprinus carpio</i> (Lt : longueur totale ; Pt : poids total ; N : numéro des femelles).	100

XII	Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques lors de l'incubation des œufs du sandre <i>Stizostedion lucioperca</i> (T : Température, O ₂ : oxygène dissous ; B1 : bassin 1 ; B 2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B 4 : bassin4 ; J1 : premier jour; J2 : deuxième jour ; J3 : troisième jour. M : moyenne ; E : écart-type ; - : une seule valeur).	101
XIII	Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques lors de l'incubation des œufs de la carpe <i>Cyprinus carpio</i> (T : Température, O ₂ : oxygène dissous ; A1 : bassin 1 ; A 2 : bassin 2 ; A3 : bassin 3 ; A 4 : bassin4 ; J1 : premier jour; J2 : deuxième jour ; J3 : troisième jour ; J4 : quatrième jour ; M : moyenne ; E : écart-type ; * P ≤ 0,05 ; ** P ≤ 0,01).	101
XIV	Différents stades du développement embryonnaire et le temps de son apparition chez <i>Stizostedion lucioperca</i> et <i>Cyprinus carpio</i> .	102

*« L'humanité pour un scientifique
est d'accepter que rien
ne soit impossible »*

MARC LEVY

Nous tenons tout d'abord à remercier le bon Dieu le tout puissant de nous avoir donné La force nécessaire et la patience qui nous a permet de mener ce modeste travaille que nous dédions :

- Au deux être les plus chères au monde qui ont donné sens à notre existence, en nous offrant une éducation digne de confiance et qui nous ont soutenu nuits et jours et durant tout notre parcours ; à vous nos très chères parents.

ASMA

- A mes très chères frères : Toufik,
Mouhamed et Adem.*
- A toute la famille BOUBEKEUR*

ZINEB

- A mes très chères frères :
Redouane et Hakim et mes très
chères belle sœurs : Afaf et Sarah*
- A toute la famille LAMARA*

A tous les enseignants de la filière Hydrobiologie Marine et Continentale qui nous ont orienté durant toute nos carrières d'étude.

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 recherche.

Nous exprimons toutes nos gratitude À Madame MADACHE Sarah (Maître assistant classe À, Université KASDI-Merbah, Ouargla) pour son encadrement, sa confiance, sa compétence, sa rigueur et son perfectionnisme dont ils ont fait preuve à nos égards et les moyens qu'elle a mis à notre disposition tout au long de ce travail.

Nous souhaitons exprimer notre gratitude 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 et de l'enrichir par leur proposition.

Pour l'honneur qu'il nous a fait d'assurer la lecture et l'évaluation de ce travail, nous voudrions remercier l'examineur de notre mémoire, Monsieur KEBABSA Rafik, (Maitre de conférences classe B, Université KASDI-Merbah, Ouargla).

Au terme de ce travail, nous tenons à remercier chaleureusement Monsieur SABOUNDJI Ahmed, directeur de la station d'Ouricia pour nous avoir donné l'opportunité de réaliser cette expérience en mettant à notre disposition tout le matériel nécessaire. Nous lui sommes reconnaissante des perspectives qu'il nous a offertes.

Nos remerciements s'adressent particulièrement toute l'équipe de l'écloserie en particulier ; Madame SABOUNDJI, TABOUCHE Foued, ALLAGUE Nassim, sans oublier Maïssa et Lycia pour l'aide dans la mise au point de la pratique et la réalisation des traitements de données.

Un grand merci à Monsieur LAMARA Cherif pour son aide et ses conseils et son soutien.

Remerciements

Nous associons à ses remerciements l'ensemble des enseignants de la filière Hydrobiologie marine et continentale : Madame MANAMANI Radia, Madame HIDOUCI Sabrina, Madame FERHATI Hadda ; Monsieur IDDER Tahar et Monsieur GUEZI Rabie.

Nous remercions tous nos collègues de la deuxième année Master Aquaculture, qui ont achevé leurs mémoires de fin d'études sans oublier tous ceux qui ont contribué directement ou indirectement à l'aboutissement de ce travail.

SOMMAIRE

Remerciements

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

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

I. Présentation des espèces	5
1. Taxonomie	4
2. Synonymes et appellations vernaculaires	5
2.1. Synonymes.....	5
2.2. Noms vernaculaire	5
3. Critères de diagnose	6
3.1. Caractéristiques de la famille.....	6
3.1.1. Percidés.....	6
3.1.2. Cyprinidés.....	6
3.2. Caractéristiques du genre.....	6
3.2.1. <i>Stizostedion</i>	6
3.2.2. <i>Cyprinus</i>	7
3.3. Critère des espèces.....	7
3.3.1. <i>Stizostedion Lucioperca</i>	7
3.3.2. <i>Cyprinus carpio</i>	8
II. Eléments d'écobiologie	10
1. Biologie et écologie du sandre et de la carpe commune	10
2. Distribution géographique	13
3. Intérêt économique	15

<i>Matériel et méthodes</i>	20
-----------------------------------	----

I. Présentation du milieu d'étude	20
1. Retenue collinaire Zaïri	21
1.1. Biodiversité de la retenue collinaire Zairi	22
2. Ecloserie	23
II. Reproduction contrôlée et semi-contrôlée	25
1. Origine des géniteurs	25
2. Sélection des géniteurs	27
2.1. Sexage	29
3. Transport et stockage des géniteurs	30
4. Alimentation des géniteurs	31
III. Protocole expérimental	31
1. Matériel utilisé.....	31
2. Reproduction	35
2.1. Induction de ponte.....	35
2.1.1...Conditionnement et préparation des géniteurs	35
2.1.2. Induction des géniteurs	36
2.1.2.1. <i>Stizostedin lucioperca</i>	38

2.1.2.2. <i>Cyprinus carpio</i>	40
2.2. Fécondation	41
2.2.1. <i>Stizostedion lucioperca</i>	41
2.2.2. <i>Cyprinus carpio</i>	43
2.3. Incubation et éclosion	44
<i>Résultats</i>	46
<hr/>	
I. Reproduction	48
1. Temps de latence	49
2. Fécondité	52
3. Incubation et développement embryonnaire	55
3.1. Paramètres physico-chimiques	55
3.2. Développement embryonnaire	57
4. Éclosion	59
5. Mortalité	60
<i>Discussion</i>	63
<hr/>	
<i>Conclusion</i>	70
<hr/>	
<i>Références bibliographiques</i>	73
<hr/>	
<i>Annexes</i>	90
<hr/>	

INTRODUCTION GÉNÉRALE

L'aquaculture contrôlée peut assurer la protection aux espèces de poissons menacées et permet la diversification des sources de protéines pour la population humaine (Reay, 1979), à travers sa généralisation généralise sur tous les continents dont elle intéresse à de nouvelles régions tout en s'intensifiant et en diversifiant l'éventail des espèces proposées. Les espèces les plus élevées dans le monde sont les carpes, suivies du tilapia, des salmonidés et des siluriformes (Fao, 2015). Ces poissons constituent en polyculture d'étangs la principale valeur marchande de la production (consommation et marché de repeuplement pour l'activité de pêche de loisir), d'où l'intérêt de maîtriser leur cycle de production en aquaculture (domestication) (Hecht et Pienaar, 1993 ; Hecht *et al.*, 1996 ; Oteme *et al.*, 1996). Ce dernier point nécessite l'obtention de gamètes de bonne qualité à travers la reproduction contrôlée qui constitue un problème important pour l'aquaculture moderne. Pour cette raison, de nombreux traitements hormonaux ont été utilisés pour stimuler la maturation des gamètes dans la culture commerciale de poissons d'intérêt aquacole tels que, le loup, le mullet, la dorade, le poisson chat, le saumon, la carpe et le sandre... etc.

Dans les années 80, plusieurs recherches furent effectuées en Algérie dans le domaine de la domestication d'une nouvelle espèce réside dans le développement d'une approche générique basée sur l'analyse des stratégies de vie des espèces afin de favoriser l'extrapolation des connaissances d'une espèce à une autre surtout les nouvelles espèces introduites. Cette approche contribue à l'amélioration de la production aquacole par la recherche de nouvelles espèces appréciées par les consommateurs ainsi que 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

Cependant, Les premiers essais d'introduction ont commencé dans les années 80 où des alevins de diverses espèces de poissons dulçaquicoles tels que le sandre *Stizostedion lucioperca* (Percidae), la carpe commune *Cyprinus carpio*, la carpe à grande bouche *Aristichthys nobilis*, la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix* et la carpe herbivore *Ctenopharyngodon idella* (Cyprinidae), importés de la Hongrie. Ces espèces ont été introduits dans plusieurs barrages et retenues collinaires (Meddour *et al.*, 2005)

le sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe *Cyprinus carpio*, les deux espèces sont des poissons commerciaux très précieux et ont un taux de croissance acceptable à la taille du marché sous culture intensive est un excellent poisson d'élevage, en raison de son caractère

économique par rapport aux autres productions présentant une valeur marchande intéressante. Les Cyprinidés et les percidés peuvent constituer des communautés piscicoles dans les barrages et utilisés dans l'élevage par ses caractéristiques d'adaptation à une large gamme de température, à une forte fluctuation d'oxygène dissous et sa courte chaîne trophique (Bakos et Gorda 2001). Depuis son introduction, ces deux espèces de poissons, bien adaptées aux conditions écologiques du pays, ont commencé à se reproduire mais sa production reste très faible par rapport à la demande nationale. C'est pourquoi plusieurs études ont été faites sur la biologie et l'écologie de ces espèces (Belaifa, 2011 ; Bouamra, 2011 ; Lamri, 2012 ; Bouamra *et al.*, 2013 ; Khalifa, 2015) ainsi que des essais de la reproduction contrôlée et semi contrôlée grâce à l'induction de la ponte par l'utilisation de plusieurs hormones (Medour *et al.*, 2005 ; Layadi, 2015 ; Tabouche, 2015).

Dans ce contexte général, la présente étude a pour objectif la réalisation de la reproduction semi-artificielle et artificielle du sandre *S. lucioperca* et la carpe commune *C. carpio* respectivement, au niveau de l'écloserie de la station de Ouricia dans la Willaya de Sétif avec l'utilisation de l'hypophyse, le HCG, l'ovaprim et l'ovapel ; afin de contribuer dans le repeuplement des barrages et des retenues d'eau et ce en concertation avec les institutions spécialisées à savoir le Centre nationale du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA).

En réalisant ce travail nous nous sommes assignés comme but de maîtriser la technique de la reproduction artificielle des poissons dans les conditions des nos bassins avec des matériels (produits) locaux facilement accessibles pour tous en vue d'une probable vulgarisation au près des pisciculteurs, d'atteindre un taux d'éclosion élevé contrairement à celui observé dans la nature. Ceci pourra permettre d'étudier (suivre) la croissance des larves produits artificiellement pour leur transfert dans un étang de grossissement.

La première partie de ce travail est consacré à des données bibliographiques concernant ces deux espèces de poissons. Tandis que la seconde partie traite l'écloserie d'Ouricia dans la Willaya de Sétif, le matériel et les méthodes utilisés pour la réalisation de la reproduction artificielle de *S. lucioperca* et *C. carpio*. Cependant, la dernière partie présente les principaux résultats obtenus avec une discussion justificatrice de ces derniers et une conclusion pour clôturer le travail de recherche.

GÉNÉRALITÉS

I. Présentation des espèces

1. Taxonomie

Les Perciformes et les Cypriniformes sont les deux ordres les plus connus et les plus représentés tant sur le plan de la diversité spécifique et biogéographique chez les poissons (Carroll, 1988 ; Colbert & Morales, 1991 ; Nelson, 1994 ; Helfman *et al.*, 1997).

La plupart des Perciformes 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). Cet ordre comprenant 156 familles et 7000 espèces soit environ 40 % des poissons osseux (Nelson, 1994 ; Tayler & Bannikov, 2002).

La famille des Percidés qui fait partie des Perciformes, est composée de 11 genres et de 239 espèces (Berg, 1958 ; Nelson, 1984 ; Fricke *et al.*, 2019) qui se retrouvent exclusivement dans les eaux douces et saumâtres (Berg, 1958). 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* (Gemlin, 1789)).

Cependant, les Cypriniformes contiennent des poissons d'eau douce et le terme carpe est utilisé de façon générique pour les désigner. Ils regroupent 6 familles (Carroll, 1988 ; Helfman *et al.*, 1997). La famille des Cyprinidés est l'une des plus grande famille des poissons avec plus de 376 genre et 3162 espèces, soit environ les deux tiers des espèces des Cypriniformes (Cavender, 1991 ; Nelson, 1994 ; Fricke *et al.*, 2019). La plupart des espèces peuplent exclusivement les eaux douces, mais un nombre considérable se rencontrent dans l'eau saumâtre. Au moins une espèce se trouve dans l'eau salée (Nelson, 1994).

En revanche, 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).

Tableau 1. Position systématique du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio* (Nelson, 1994).

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

2. Synonymes et appellations vernaculaires

2.1. Synonymes

Le sandre *S. lucioperca* et la carpe commune *C. carpio* ont plusieurs synonymes qui sont représentés dans le tableau 2 (Fao, 2019, www.fishbase.org).

Tableau 2. Synonymes du Sandre *S. lucioperca* et la carpe commune *C. carpio* (Fao, 2019, www.fishbase.org).

<i>Stizostedion lucioperca</i>	<i>Cyprinus Carpio</i>
<i>Stizostedion lucioperca</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Cyprinus carpio</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Sander lucioperca</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Cyprinus cirrosus</i> (Schaeffer, 1760)
<i>Stizostedion lucioperca</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Cyprinus coriaceus</i> (Lacepède, 1803)
<i>Stizostedium lucioperca</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Cyprinus vittatus</i> (Valenciennes, 1842)
<i>Lucioperca lucioperca</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Cyprinus conirostris</i> (Temminck & Schlegel, 1846)

<i>Perca lucioperca</i> (Linnaeus , 1758)	<i>Cyprinus atrovirens</i> (Richardson, 1846)
<i>Centropomus sandat</i> (Lacepède, 1802)	<i>Cyprinus melanotus</i> (Temminck & Schlegel, 1846)
<i>Lucioperca Sandra</i> (Cuvier, 1828)	<i>Cyprinus vulgaris</i> (Rapp, 1854)
<i>Lucioperca linnei</i> (Malm, 1877)	<i>Cyprinus chinensis</i> (Basilewsky, 1855)

2.2. Noms vernaculaire

Un nom vernaculaire est souvent utilisé sans connaissances scientifiques réelles et diffèrent d'une région à une autre. Le nom du sandre dérive de l'allemand « Zander » qui

dérive lui-même du nom « zah » qui signifie dent. Ce faisant probablement référence aux deux premières canines près éminentes chez l'espèce (Pollet, 1959). Tandis que, 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). Les noms adoptés pour le sandre *S. lucioperca* et la carpe commune *C. carpio* (Tab. 1 en annexes).

3. Critères de diagnose

3.1. Caractéristiques de la famille

3.1.1. Percidés

Les percidés qui sont des poissons originaires de l'hémisphère nord, ont un corps élancé avec une bosse au début du tronc, de couleur vert foncé à clair avec des rayures noires au niveau des flancs et un ventre jaune à blanc argenté. Ils se caractérisent par une tête allongée, un museau pointu avec des mâchoires puissamment dentées et des dents apicales au niveau des opercules ainsi que 5 à 8 rayons de branchiostèges séparée de l'isthme (Fricke *et al.*, 2019). Les représentants de cette famille se distinguent des autres poissons du même ordre par des nageoires bien développées dont deux dorsales séparées ou parfois étroitement jointes, une nageoire pelvienne thoracique avec une seule épine et 5 rayons mous ainsi d'une nageoire anale avec une ou deux épines alors que la seconde est habituellement faible (Nelson, 1984).

3.1.2. Cyprinidés

Les Cyprinidés ont en général un corps allongé, mais des variations existent entre les différents groupes. Ils se caractérisent par un corps recouvert de larges écailles, une tête nue et des nageoires pelviennes insérées au milieu de l'abdomen ainsi d'une nageoire dorsale avec au moins un rayon épineux. La bouche qui se ressemble parfois à une ventouse et dépourvue de dents et les mâchoires supérieures protractiles, peuvent porter une ou deux paires de barbillons plus ou moins développés avec de minces lèvres. L'absence de dents au niveau buccal se remplace par des dents pharyngiennes peu nombreuses (Cavender, 1991 ; Eschmeyer & Fong, 2015).

3.2. Caractéristique du genre

3.2.1. *Stizostedion*

Les poissons de ce genre présentent un corps allongé, une tête plus ou moins volumineuse, possèdent deux nageoires dorsales distinctes, séparées par un intervalle très court, ou la première est soutenue par 13-15 rayons épineux, tandis que la seconde contient

que des rayons mous. Ils ont deux sortes de dents aux mâchoires et 120 à 150 écailles sur la ligne latérale qui se prolonge jusqu'à la nageoire caudale (Pollet, 1959).

3.2.2. *Cyprinus*

Les différents membres de *Cyprinus* ont la particularité de posséder plusieurs paires de barbillons qui lui permettent de fouiller le fond et de détecter les aliments ainsi de déplacés. Le genre *Cyprinus* se caractérise par une nageoire dorsale longue avec une formule radiale de III-IV/11-22, la présence de 4 paires de barbillons et des dents pharyngienne, en plus d'un os latéral et dorsal du crâne sculpté et un canal sensoriel supra-orbitaire uni au canal post-orbitaire dans la région ptérotique (Cavender, 1991).

3.3. Critère des espèces

3.3.1. *Stizostedion Lucioperca*

Le sandre présente des caractères à la fois de la perche et du brochet avec un corps élancé, cylindrique et fusiforme, une tête allongée et volumineuse (Fig. 1 A) et une dentition en forme de deux paires de canines à chaque mâchoire reconnaissables qui lui servent à agripper et blesser ses proies (Fig. 1 B) (Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007). Les yeux de cette espèce sont grands, 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). 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 et une nageoire anale avec une formule radiale de II-III/10-14 (Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007). Les nageoires pectorales de grande taille de *S. lucioperca* ont une couleur jaune pâle ; ce qui lui procure une grande puissance et une bonne manœuvrabilité (Craig, 2000 ; Kottelat & Freyhof, 2007). Cependant, sa coloration 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. Un dimorphisme sexuel est observé en période de reproduction avec un mâle plus sombre qui tend vers le noir et une femelle gris verdâtre (Keith & Allardi, 2001). Les écailles du sandre sont cténoïdes (Fig. 16 A) 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).

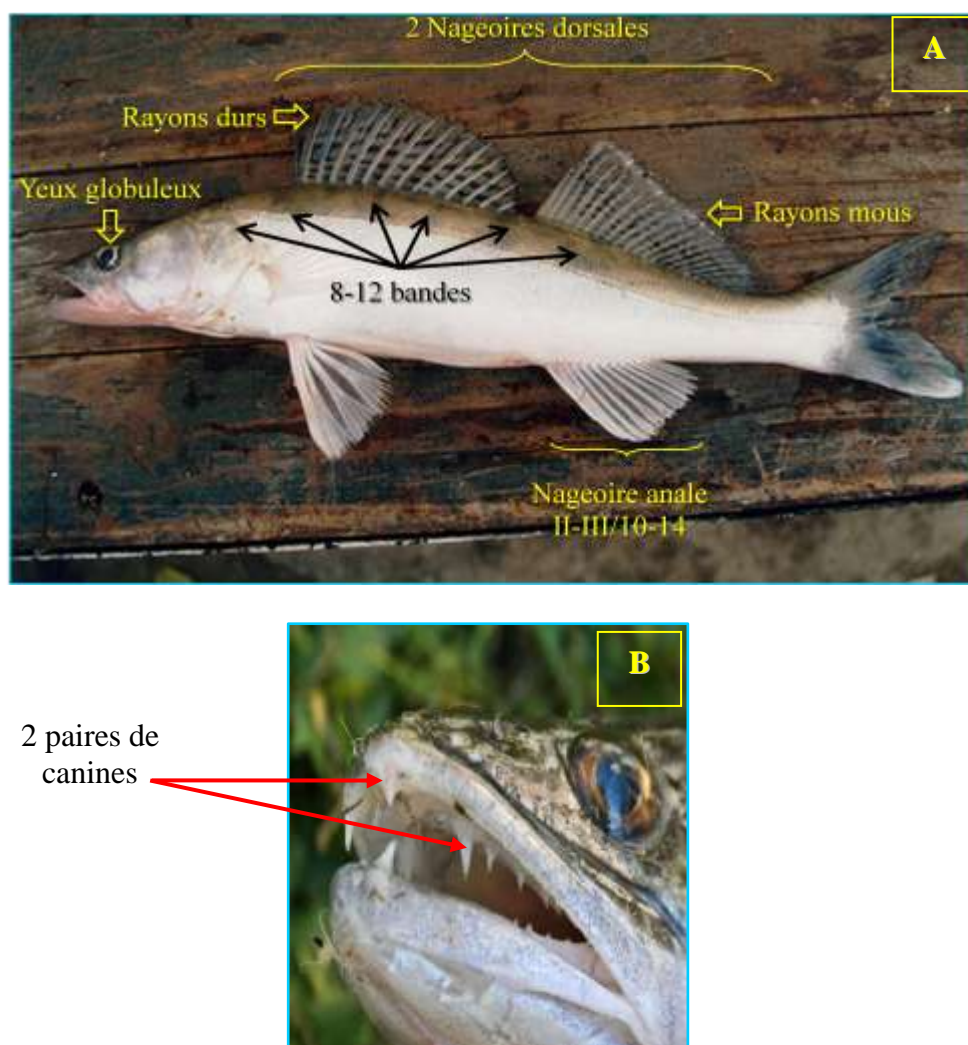


Figure 1. Illustration des particularités morphologiques (A) (www.fishbase.org, modifié) et le type de dent (B) (www.blog-marais-poivin.fr du sandre *Stizostedion lucioperca*.

3.3.2. *Cyprinus carpio*

Le corps de la carpe commune est légèrement comprimé latéralement, moyennement élevé et plus ou moins bossu et assez allongé et il est couvert de grosses écailles cycloïdes (Fig. 16 B) (Spillman, 1961 ; Suzuki & Yamaguchi, 1980 ; Suzuki & Yamaguchi, 1984), 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 ; Suzuki & Yamaguchi, 1980 ; Suzuki & Yamaguchi, 1984) et entourée par deux paires de barbillons (Fig. 2 B) (Suzuki & Yamaguchi, 1984 ; Kottelat, 2001 ; Kottelat & Freyhof, 2007) ainsi qu'une formule dentaire pharyngienne : 1-1-3 / 3-1-1. (Spillman, 1961). Une seule et longue nageoire dorsale caractérise cette espèce avec une formule radiale de III-IV/ 17-23 (Kottelat, 2001 ; Suzuki & Yamaguchi, 1980 ; Suzuki & Yamaguchi, 1984), en plus d'une nageoire anale avec 2 à 3

rayons durs et 5-6 rayons mous (Kottelat & Freyhof, 2007) alors que la nageoire caudale est symétrique et échancrée à son bord postérieur (III/17-19) (Fig. 2 A) (Spillman, 1961 ; Kottelat & Freyhof, 2007). En revanche, les nageoires paires pectorales et pelviennes, sont de forme constante, en spatule, soutenues par des rayons mous et leur taille varie harmonieusement avec les nageoires impaires (Suzuki & Yamaguchi 1980). La taille de *C. carpio* varie en fonction des souches génétiques et du milieu de vie. Le dos est sombre et présente une coloration de gris-vert à gris-brun (Kottelat, 2001). La carpe commune peuvent 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 (Suzuki & Yamaguchi, 1980 ; Suzuki & Yamaguchi, 1984 ; Froese & Pauly, 2003).

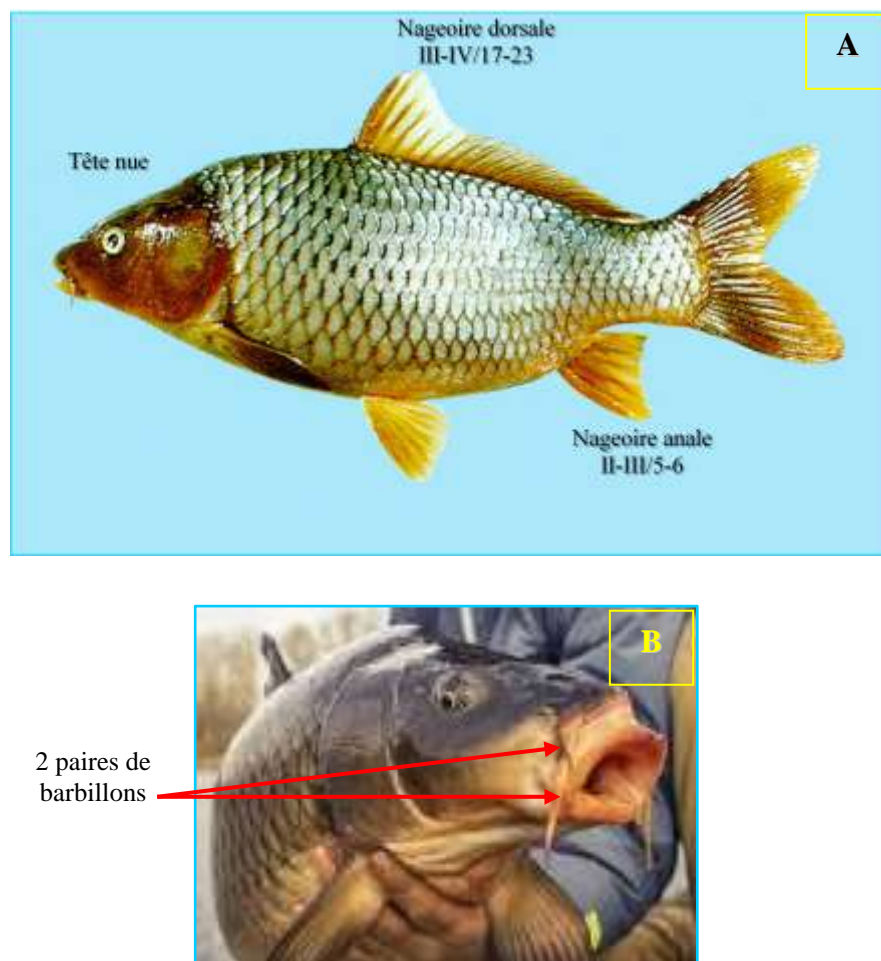


Figure 2. Particularités morphologiques (A) (www.fishbase.org, modifié) et le deux paires de barbillons (B) (www.federation-peche-allier.fr) de la carpe commune *Cyprinus carpio*.

II. Eléments d'écobiologie

1. Biologie et écologie du sandre et de la carpe commune

Le sandre est un poisson potamodrome (Riede, 2004), vivant en eaux douces calmes, lente et tempérées dans les étangs et les lacs et supporte même les eaux saumâtres d'une salinité inférieure à 12 ‰ (Welcomme, 1988 ; Sokolov & Berdicheski, 1989 ; Reshetnikov *et al.*, 1997 ; Walker & Yang, 1997 ; Olivier et Schlumberger, 2001 ; Schlumberger & Élie, 2008). Il vive en bancs d'individus de même âge et de taille voisine à des profondeurs qui varient entre 2 et 30 m (Billard, 1997) et généralement entre 2 et 3 m (Gerstmeier & Romig, 1998), à des latitudes de 67°N - 36°N, 1°W - 75°E (Kottelat & Freyhof, 2007).

Cependant, il se déplace fréquemment en fonction des saisons et des conditions météorologiques, la lune, le soleil, le vent ...etc. (Riede, 2004) et Il préfère les fonds de pierres ou de graviers ainsi que les profils irréguliers, encombrés d'obstacles les plus divers (Billard, 1997) ainsi que son excellente vision le rend efficace en faible luminosité.

Cette espèce est la plus thermophile et la plus tolérante vis-à-vis des facteurs abiotiques tels que la température et la turbidité ainsi que leur fluctuations (Hokanson, 1977 ; M'Hetli, 2001) dont il supporte des écarts thermiques importants qui varient entre 6 et 22 °C (Riehl & Baensch, 1991). Tandis qu'il est sensible à l'anoxie d'où il fréquente volontiers les eaux turbides à des taux d'oxygène de plus de 5 mg/l (Schlumberger & Élie, 2008).

En revanche, *C. carpio* 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), à fonds sablonneux ou vaseux riches en végétation aquatique (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 et 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 respire l'oxygène à la surface dans les eaux qui en sont appauvries (de Moor & Bruton, 1988).

1.1. Croissance

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), alors qu'elle se ralentit au mois de septembre à cause de la pré-maturation des gonades (Poulet, 2004). Les femelles de cette espèce présentent une croissance linéaire plus importante que celle des mâles. Cette différence est expliquée par les besoins énergétiques élevés indispensables pour le bon déroulement de leur fonction métabolique et reproductive (Turki *et al.*, 2009).

La croissance du sandre est rapide au cours de sa première année (Poulet, 2004) et devient plus remarquable à partir du 36^{ème} jour avec une moyenne 1 mm/j, comme elle peut atteindre en moyenne une longueur totale de 300 mm pour un poids moyen de 240 g. Sa taille maximale recordée 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).

De même pour *C. carpio* ou sa croissance dépend des caractéristiques du biotope également dont deux facteurs limitant ses performances qui sont la température et la teneur en oxygène dissous. La température agit sur le coefficient de rétention de l'azote et de ce fait sur la croissance pondérale des poissons. 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).

La croissance journalière de la carpe est de 2 % à 4 % de son poids. 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).

1.2. Régime Alimentaire

Le régime alimentaire varie en fonction de l'état ontogénique du poisson (Amara *et al.*, 2001) et en fonction de la disponibilité en nourriture. Juste après l'éclosion, l'alimentation des larves est assurée 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 ichtyophages et se nourrissent d'alevins de nombreuses espèces de poisson, de zooplancton ainsi de zoobenthos (Biró, 1973 ; Bryazgunova, 1979 ; Vehanen *et al.*, 1998 ; Blanco *et al.*, 2003). Le sandre

devient presque exclusivement piscivore à l'âge adulte et chasse en groupe et s'active surtout au crépuscule et avant l'aube (Magnan, 1999). Ses proies favorites sont les petits poissons de 8 à 10 cm, goujons, ablettes ou petits Gardons (Bryazgunova, 1979). Le Sandre adulte se nourrit à toutes les époques de l'année y compris en période de reproduction, mais pas tous les jours. Il pratique aussi le cannibalisme chez les jeunes stades (Van Densen, 1985 ; Frankiewicz *et al.*, 1996 ; Bruslé & Quignard, 2001).

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 (Shorygin, 1952 ; Alikunhi, 1966 ; Maitland & Campbell, 1992 ; Specziár *et al.*, 1997 ; Specziar *et al.*, 1998 ; Blanco *et al.*, 2003), avec une prédominance des plantes (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).

1.3. Reproduction

Le sandre arrive à sa maturité sexuelle à l'âge de 2-4 ans (256-410 mm) chez les mâles (Raikova-Petrova & Zivkov, 1998 ; Lappalainen *et al.*, 2003 ; Ozyurt *et al.*, 2011) et 3-4 (264-470 mm) chez les femelles (Kosior & Wandzel, 2001 ; Ozyurt *et al.*, 2011). Il 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). Les femelles fraient une fois par an en avril-mai et exceptionnellement fin février au mois de juillet en fonction des régions ; lorsque la température atteint 10-14 °C (Kottelat & Freyhof, 2007), dont elles pondent 2.10^5

ovocytes.kg⁻¹ 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).

Alors que la carpe commune se reproduit pendant toute l'année dans les zones tropicale et saisonnièrement dans les eaux tempérées (Alikunhi, 1966). Elle se reproduit en général entre mai et juin lorsque le niveau de l'eau commence à se monter, 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 au cours de la 1^{ère} année pour les mâles (Raina, 1987 ; Çolakolu & Akyurt, 2011) et la 2^{ème} année pour les femelles (Raina, 1987 ; Winker *et al.*, 2011). La fécondité moyenne est de 10⁵ œufs.Kg.⁻¹. Après 4 jours de l'éclosion, les œufs libère des larves de 4,8-5 mm (Pethiyagoda, 1991).

2. Distribution géographique

S. lucioperca est un poisson originaire de l'Europe et l'Asie. Sa distribution s'étend de la mer Caspienne, la mer Baltique (Welcomme, 1988 ; Craig, 2000), la mer Noire et dans la mer Aral ainsi que le fleuve d'Elbe (bassin de la mer du Nord) et Maritza qui se jette dans le bassin de la mer Égée (Deelder & Willemsen, 1964 ; Welcomme, 1988 ; Sonesten, 1991) (Fig. 3 A).

Depuis les années 1800, cette espèce est introduite à grande échelle (Kottelat & Freyhof, 2007) via les centres d'élevages afin de peupler les rivières en poissons prédateurs. L'introduction s'est progressivement étendue vers la Chine, le Danemark, la France, l'Italie, la Germanie, l'Etats Unis, la Hollande, la Tunisie, le Maroc et l'Algérie (Deelder & Willemsen, 1964 ; Welcomme, 1988 ; Sonesten, 1991 ; M'Hetli, 2001) (Tab 2. en annexes). 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).

De même pour la distribution de la carpe commune s'étend de l'Europe à l'Asie où l'on rencontre que les stocks sauvage qui sont présents naturellement que dans les rivières s'écoulant vers la mer noire, la mer caspienne et la mer Aral (Kottelat & Freyhof, 2007).

Elle a été introduite dans le monde entier (Tab. 3 en annexes), en Italie par les Romains puis disséminée au cours du Moyen-Âge par les moines. Actuellement, elle est acclimatée dans toute l'Europe occidentale à l'exception de la région septentrionale (Norvège). Elle est également bien implantée en Europe centrale (Hongrie, Tchécoslovaquie, Roumanie) (Fig. 3 B). 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. L'une des premières espèces introduites dans d'autres pays et qui atteint maintenant une répartition mondiale.

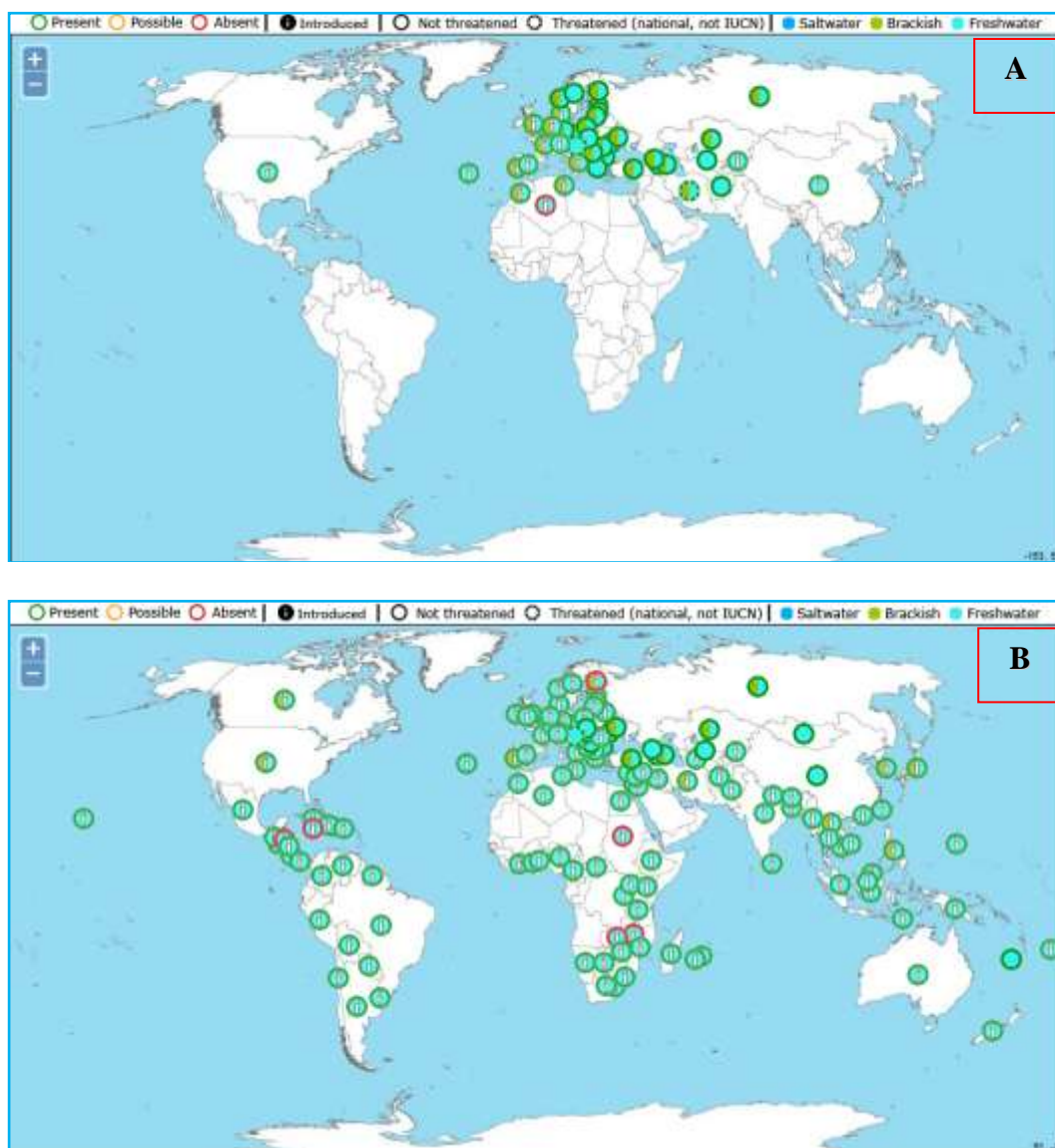


Figure 3. Distribution autochtone et introduite du sandre *Stizostedion lucioperca* (A) et de la carpe commune (B) dans le monde (www.fisbase.org).

En Algérie, le ministère de la pêche et de l'aquaculture avait décidé d'importer des alevins du sandre (Tab. 4 et 5 en annexes) et de la carpe (Tab. 5 en annexes) en 1985 (Fao, 1997) de la Hongrie, dans le cadre de l'évaluation et la valorisation des plans d'eau, leurs repeuplements et le développement de l'aquaculture (Anonyme, 2006) (Fig. 4).

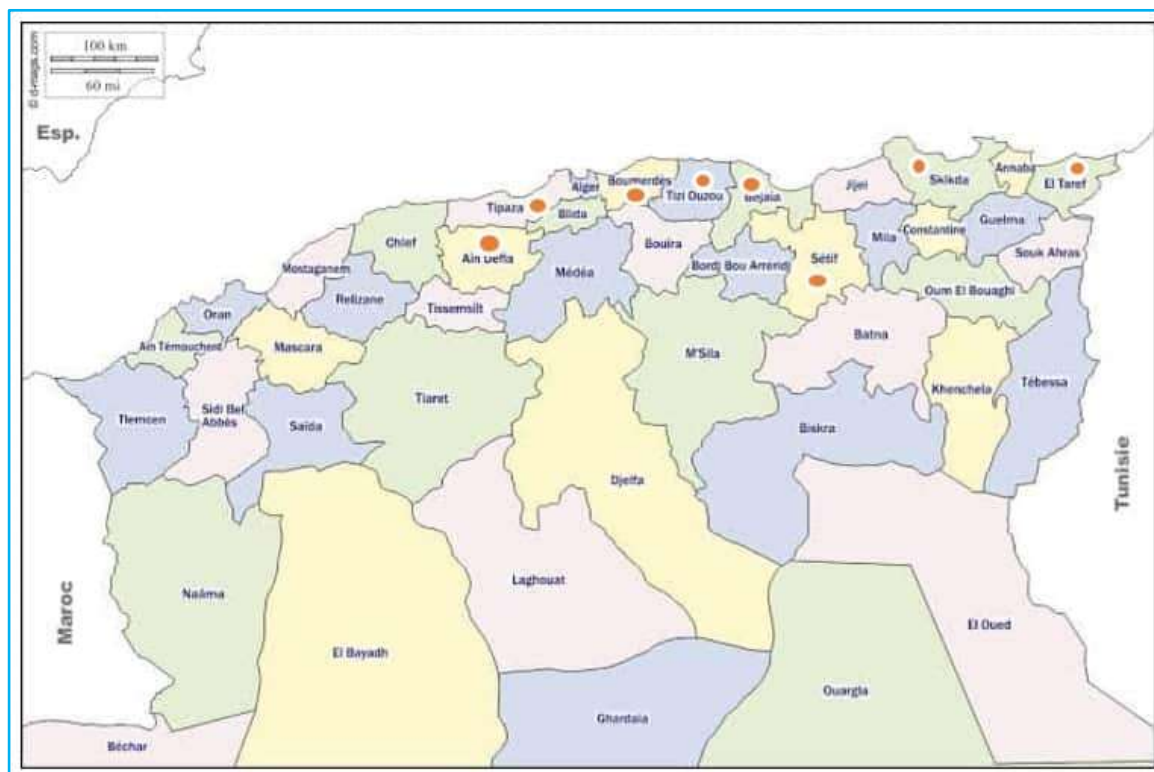


Figure 4. Introduction du sandre *Stizostedion lucioperca* dans différentes localités en Algérie (●) (Anonyme, 2013).

3. Intérêt économique

Dans les eaux mondiales, l'aquaculture assure environ 30 % des approvisionnements mondiaux de poisson. La production aquacole en Afrique ne représente que 1,2 % de la production totale mondiale. L'aquaculture en Afrique aujourd'hui est essentiellement une activité de subsistance, encore embryonnaire qui cherche sa voie sur le plan du développement depuis environ un demi-siècle ayant lieu dans de petites exploitations.

En générale, la production africaine est essentiellement constituée de tilapia (15000 tonnes), du poisson chats (10000 tonnes) et de la carpe commune (5000 tonnes). Il s'agit donc d'une activité L'aquaculture

3.1. *Stizostedion lucioperca*

Le sandre est l'une des espèces d'eau douce d'intérêt aquacoles dans de nombreux pays (Craig, 2000 ; Kucharczyk et al. 2008), dont les principaux pays producteurs actuellement sont la république tchèque, le Danemark, la Hongrie, la Roumanie, la Tunisie et l'Ukraine (Fao, 2019). Il est considéré comme un bon candidat pour le développement de l'aquaculture continentale 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).

A l'échelle mondiale, 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). La baisse des captures représente une opportunité pour les entreprises désirant produire cette espèce de manière intensive.

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, Tab. 6 en annexes).

Les prix de gros du sandre fluctuent considérablement, mais se situent généralement entre 5,6 et 12,5 USD/kg (poisson entier), avec une moyenne d'environ 8,3 USD/kg. Dans certains pays, tels que l'Allemagne et la France, les prix peuvent atteindre 22,2 USD/kg (Fao, 2019), alors qu'il est de 6,72 USD/kg en Algérie.

3.2. *Cyprinus carpio*

La carpe commune est un excellent poisson d'élevage, en raison de son caractère économique par rapport aux autres productions. En générale, 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).

Comme en témoignent les statistiques de production de la F.A.O (Fig. 8, Tab. 6 en annexes), la production aquacole de la carpe commune représente presque environ 14 % de la production totale mondiale des poissons d'élevage d'eau douce en 2002 (3202561 tonnes). Cependant, cette production a augmenté d'un taux global moyen de 9,5 %/an entre 1985 et 2002 (681319 tonnes). Durant la décade passée (1993-2002) elle s'est élevée pour atteindre 10,4 %/an. Cette augmentation est supérieure à celle de la carpe herbivore (10,1 %/an), la carpe argentée (8,8 %/an), et la production de carpe à grosse tête (7,2 %/an), mais elle est inférieure à celle de tilapia (11,8 %/an) durant la même décade. Les principales régions de production de la carpe commune étaient l'Asie avec presque 93 % et l'Europe (91,5 % et 4,5 %) (Fao, 2019) (Fig. 6, Tab. 6 en annexes).

Classiquement, environ 24000 tonnes de produits frais/désossés réfrigérés ou congelés de carpes (toute espèces) sont commercialisés (importés ou exportés) en Europe annuellement. Les principaux exportateurs sont l'Autriche, la République Tchèque, la Croatie, et la Lituanie. Alors que les principaux importateurs étaient l'Autriche, l'Allemagne, la Hongrie et la Pologne (Vallod, 1995). 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).

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, 2019). En Algérie sa valeur est de 3,79 USD/kg

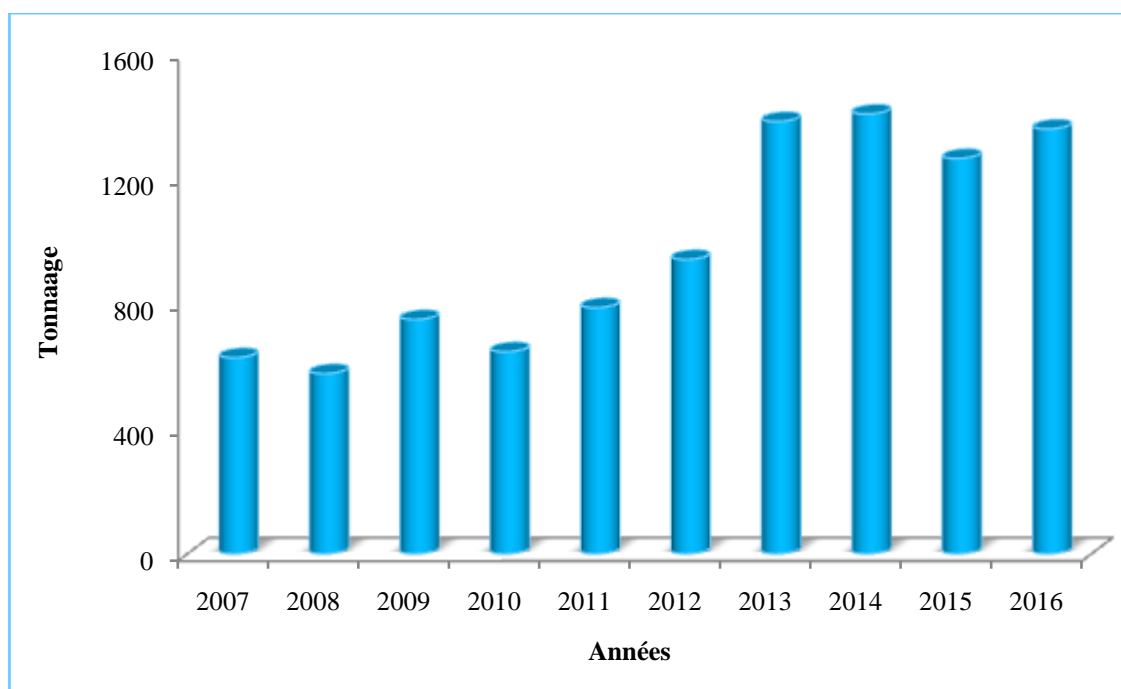


Figure 5. Production aquacole mondiale annuelle du sandre *Stizostedion lucioperca* entre 2007 et 2016 (Fao, 2019).

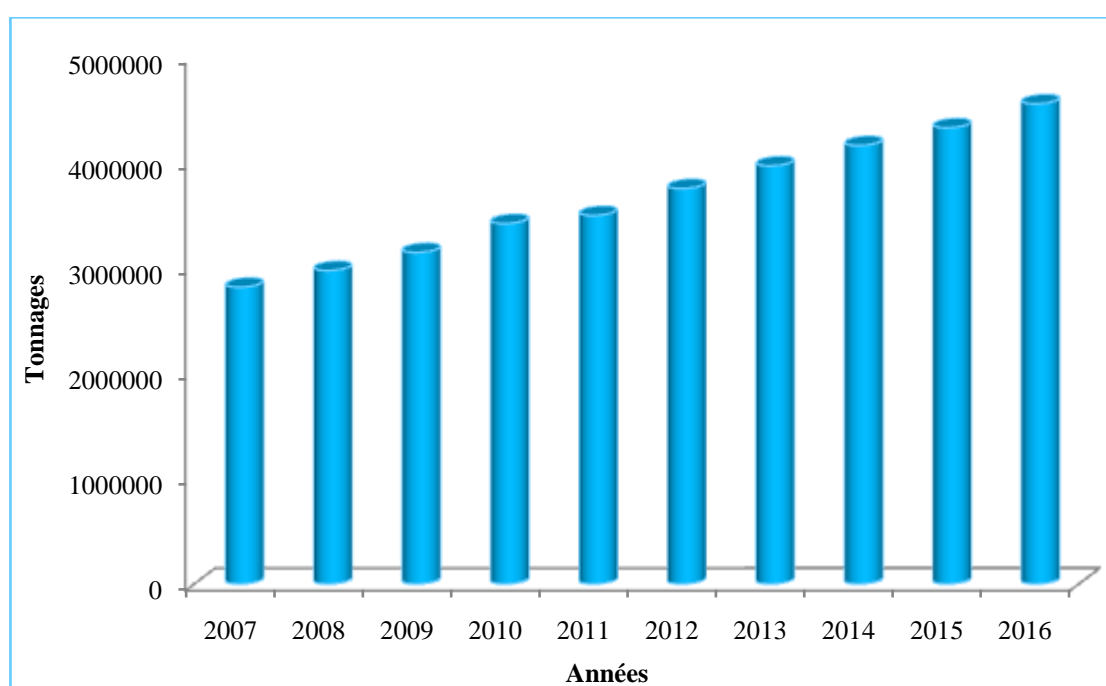


Figure 6. Production aquacole mondiale annuelle de la carpe commune *Cyprinus carpio* entre 2007 et 2016 (tonnes) (Fao, 2019).

Matériel et méthodes

I. Présentation du milieu d'étude

La réalisation de cette étude a été effectuée dans une annexe du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) au niveau de la commune Ouricia à 15 km du nord de Sétif, pendant environ 45 jours ; entre 17 mars et 30 avril 2019.

La station de Ouricia (Fig. 7 A), qui est dirigée par un ensemble d'ingénieurs en aquaculture, a été créée en 2009 au niveau de la retenue collinaire de Zaïri (Fig. 7 B), sur une surface totale de 6 hectares et une capacité de 15.10^6 larves. Elle est réalisée dans le cadre d'un partenariat avec une société Hongroise (INNOFLEX), et considérée comme une station expérimentale spécialisée dans le domaine des ressources marines, qui s'avère indispensables pour l'obtention de résultats scientifiques basés sur des études nécessaires à l'évaluation des ressources halieutiques.



Figure 7. La station du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) Ouricia (A) et la retenue collinaire Zaïri (B) (www.googleMap.org, modifié).

L'activité réalisée dans cette station se résume dans l'empoissonnement des barrages pour les objectifs suivants :

- 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.
- La production de 15.106 d'alevins de poissons d'eau douce.
- La création de postes d'emploi directes et indirectes dans le domaine de la pêche continentale, la commercialisation...etc.
- La vulgarisation de tous les aspects relatifs aux poissons d'eau douce (espèces, mode de reproduction...) au profit de tous les intervenants voir le grand public.
- La contribution à des projets de recherche scientifique
- La formation 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.

1. Retenue collinaire Zaïri

Les eaux de la retenue collinaire Zaïri, qui ont une source d'approvisionnement en eau originaire de Oued Ouricia (Fig. 8) ; sont utilisées dans les domaines de l'irrigation agricole, les loisirs et la pisciculture. Les caractéristiques principales du périmètre de cette retenue ainsi que sa morphométrie sont résumées dans le tableau 3 (Anonyme, 2009).

Tableau 3. 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



Figure 8. Retenue Collinaire Zaïri.

1.1. Biodiversité de la retenue collinaire Zaïri

Cet écosystème met pleinement à profit l'eau, le sol et le limon des étangs pour accroître les disponibilités alimentaires. Ainsi, les oies et les canards peuvent être élevés sur l'étang et les oiseaux de passage profitent de cette nourriture. Une biodiversité floristique est signalée dans cette retenue, subdivisée en strate arborescente et herbacée (Tab. 4) (Gourri, 2015). Tandis que, les principales espèces piscicoles mises en élevage au niveau de cet écosystème humide sont le sandre *Stizeostédion lucioperca* (Linnaeus, 1758) (Fig. 9 A), la carpe herbivore *Ctenopharyngodon idella* (Steindachner, 1866) (Fig. 9 B), la carpe chinoise ou Koï (Linnaeus, 1758) (Fig. 9 C), la carpe commune *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758) (Fig. 9 D), la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix* (Valenciennes, 1844) (Fig. 9 E), en plus de d'autres espèces de poissons qui n'ont pas un intérêt aquacole tels que le carassin *Carassius carassius* (Linnaeus, 1758) (Fig. 9 F). Cependant, cette richesse aquatique a permis l'installation d'une biodiversité non négligeable qu'il est nécessaire voire indispensable à protéger.

Tableau 4. La flore caractéristique de la retenue collinaire Zaïri (Gourri, 2015).

Strate arborescente		Strate herbacée	
Famille	espèce	Famille	espèce
Salicaceae	<i>Populus alba</i>	Geraniaceae	<i>Geranium robertianum</i>
	<i>Salix babylonica</i>	Asteraceae	<i>Dahlia</i> sp.
Myrtaceae	<i>Eucalyptus globulus</i>	Fabaceae	<i>Vicia sativa</i>
Fabaceae	<i>Sophora japonica</i>	Compositae	<i>Chrysanthemum anethifolium</i>

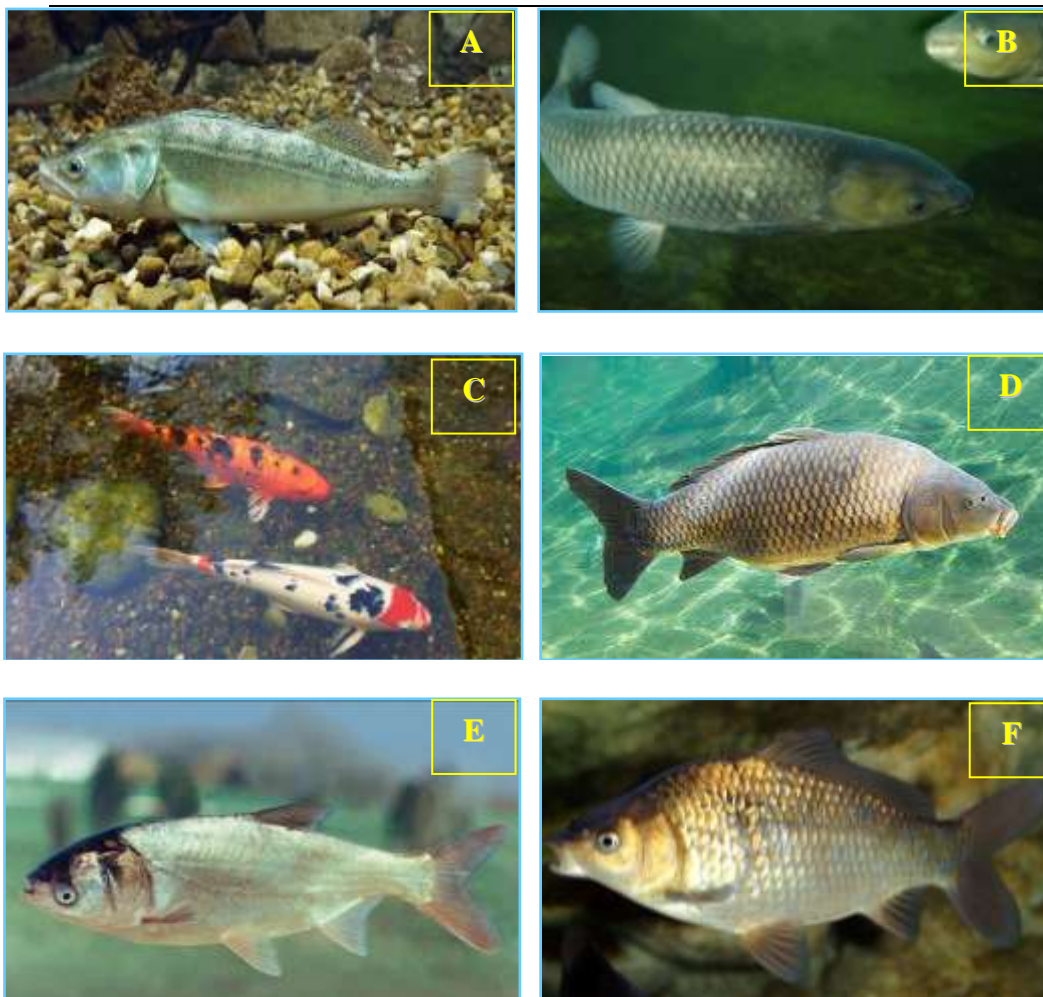


Figure 9. Espèces de poissons d'intérêt aquacoles introduites dan la retenue collinaire de Zaïri (A : *Stizostedion lucioperca* (www.wikipedia.org) ; B : *Ctenophryngodon idella* (www.esoxiste.com) ; C : carpe japonaise (www.pixabay.com) ; D : *Cyprinus carpio* (www.chitpecheur.com) ; E : *Hypophthalmichthys molitrix* (www.esoxiste.com) ; F : *Carassius carassius* (www.aquaportail.com)).

2. Ecloserie

L'écloserie de poissons d'eau douce de l'Ouricia est composée de plusieurs compartiments et équipement qui sont:

- Une retenue collinaire de 5 hectares (Fig. 7 B et 8).
- Un forage de 80 m.
- Système complexe d'alimentation en eau (Fig. 10 A).
- Système de filtration de l'eau (Fig. 10 B).
- Système d'évacuation de l'eau (Fig. 10 C).
- Système d'aération avec accessoires.
- Equipement d'alimentation en oxygène raccordé au système de bloc des bouteilles.
- 18 pièces de bouteilles de Zoug pour l'incubation des œufs (Fig. 10 D).
- 6 auges d'élevage larvaire de 200 L, support de larves et ballons d'incubation (Fig. 10 E).
- 6 bassins post-élevage de larves (3 m³) (Fig. 10 F).
- 2 bassins de garde et de manipulation des géniteurs (50 m³) (Fig. 10 G).
- Table et étagères de laboratoire avec les instruments et matières nécessaires (Fig. 10 H).
- Thermorégulateur (Fig. 10 I).
- Série de bac pour l'incubation des œufs du sandre (Fig. 10 J).





Figure 10. Equipements de l'écloserie de la station Ouricia (A : Système d'alimentation en eau ; B : Système de filtration ; C : Système d'évacuation de l'eau ; D : Bouteilles de Zoug ; E : auges d'élevage larvaire ; F : Bassins de post-élevage ; G : Thermorégulateur ; H : Bassons de géniteurs ; I : Table de laboratoire ; J : bacs d'incubation des œufs du sable).

II. Reproduction contrôlée et semi-contrôlée

1. Origine géniteurs

Nous avons utilisé 13 individus du sandre *S. lucioperca* dont 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) et 27 spécimens de *C. carpio* dont 13 femelles ($296 \leq Lt \leq 562$ mm ; $241 \leq Pt \leq 600$ g) et 14 mâle ($323 \leq Lt \leq 563$ mm ; $600 \leq Pt \leq 3000$ g) (Tab. 5).

La pêche des géniteurs de *S. lucioperca* a été réalisée dans le Barrage de Bouhamdane en collaboration avec la Direction de la pêche et des ressources halieutiques (DPRH) de Guelma

et au niveau de la retenue de Zairi dans la wilaya de Sétif. Les différents spécimens de la carpe commune ont été capturés grâce à une barque de pêche (Fig. 11 A) équipée d'un moteur et un filet trémail (Fig. 11 B) et filet maillant d'une 45 m de longueur et une hauteur de 10 m (Fig. 11 C) qui se fait immerger jusqu'à une dizaine de mètres de profondeur suite à une autorisation spéciale délivrée par le chef du barrage.

Tandis que, 20 spécimens de *C. carpio* dont 14 males et 6 femelles ont été capturés et acheté de la ville de Tipaza. Les 7 autres femelles qui restent sont capturés au niveau du lac Oebeira à El Taraf (6) (Fig. 12 A) et une au barrage Bouhamdane à Gualma (Fig. 12 B), à l'aide d'une embarcation motorisée et une senne tournante coulissant.

Tableau 5. Origine des géniteurs et les différents paramètres métriques et pondéraux du sandre *Stizostedion lucioperca* et de la carpe commune *Cyprinus Carpio* (E : effectif ; N : numéro ; M : mâle ; F : femelle ; Pt : poids moyen ; Lt : longueur totale moyenne).

Espèces	<i>S, lucioperca</i>								<i>C, Carpio</i>							
Sexe et paramètres	M				F				M				F			
Origine	E	N	Pt	Lt	E	N	Pt	Lt	E	N	Pt	Lt	E	N	Pt	Lt
Retenue collinaire Zaïri	2	1	600	372	1	1	500	334								
		2	300	305												
Lac Oubeira													6	1	450	325
														2	550	323
														3	580	315
														4	440	297
														5	490	312
														6	400	296
Barrage Bouhamdane	3	1	1000	413	7	1	900	402					1	1	2140	562
		2	900	385		2	1320	476								
		3	400	367		3	1000	407								

					4	1000	418								
					5	800	400								
					6	4200	598								
					7	300	322								
Tipaza									1	3000	563		1	930	420
									2	600	366		2	920	430
									3	550	351		3	800	400
									4	600	392		4	920	417
									5	720	395		5	1000	435
									6	790	470		6	920	417
									7	630	385				
									8	1000	425				
									9	840	413				
									10	580	381				
									11	470	400				
									12	580	398				
									13	680	323				
									14	600	396				
Totale	5				8			14				13			





Figure 11. Engins de pêche utilisés pour la capture des géniteurs du sandre *Stizostedion lucioperca* et de la carpe commune *Cyprinus Carpio* (A : barque de pêche ; B : filet trémail ; C : filet maillant)



Figure 12. Lac Oubeira à El Taref (A) et Barrage Bouhamdane à Guelma (B) (Tabouche, 2017).

2. Sélection des géniteurs

La sélection des géniteurs consiste à capturer des poissons adultes pendant leurs période de reproduction naturelle, ou de leur migration vers leurs frayères en évitant les stresser car ces dernier sont très vulnérables aux blessures au moment de leur capture dans les filets ou pendant le transport (Kaszubowski *et al.*, 2008). Sa sélection est basée sur certains critères séparés par sexe :

- Chez les femelles (Fig. 13 B et D).
 - Ventre bien arrondi (Fig. 13 B).
 - Papille génitale gonflée, en saillie, rouge ou rose.
 - Orifice anal également gonflé et en saillie (Fig. 13 D).

- Abdomen d'une couleur rougeâtre chez certains poissons,
- Coloration nuptiale avant l'ovulation chez certaines espèces.
- Chez les mâles (Fig. 13 A et C).
 - Libération de quelques gouttes de sperme lors d'une pression sur les flancs (Fig. 13 A).
 - Surface dorsale des nageoires pectorales rugueuse chez certaines espèces surtout la carpe chinoise et la grande carpe indiennes.

Il faut prendre en considération que les géniteurs sauvages ne sont pas facile a capturé car ils deviennent nerveux et sautes tout en refuser de s'alimenter.



Figure 13. Sélection des géniteurs mâles (A et C) et femelles (B et D) chez le sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio*.

2.1. Sexage

L'examen des caractères distinctif du dimorphisme sexuel chez de sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio* a été fait manuellement pour séparer les mâles des femelles.

Chez le sandre *S. lucioperca*, le sexage es fait à travers l'examen du ventre où existent trois pores chez la femelle (Fig. 14 A et B). Le pore génital est très visible surtout pendant la saison de reproduction. Ce dernier apparaît plus grand avec une coloration rose ou rougeâtre

chez les femelles que chez les mâles (Fig. 14 C) en plus de la présence de protubérance (Fig. 14 B). Tandis que, les femelles de la carpe commune sont plus grandes que les males d'où elles marquent un dimorphisme sexuel très marqué par cette différence significative de la taille (Fig. 14 E). Les femelles possèdent un abdomen plus rebondi que celui des males et une papille génitale qui ressort légèrement de la taille d'une noisette (Fig. 14 F) ; par celle des mâles renforcée de la taille d'un pouce (Fig. 14 D).

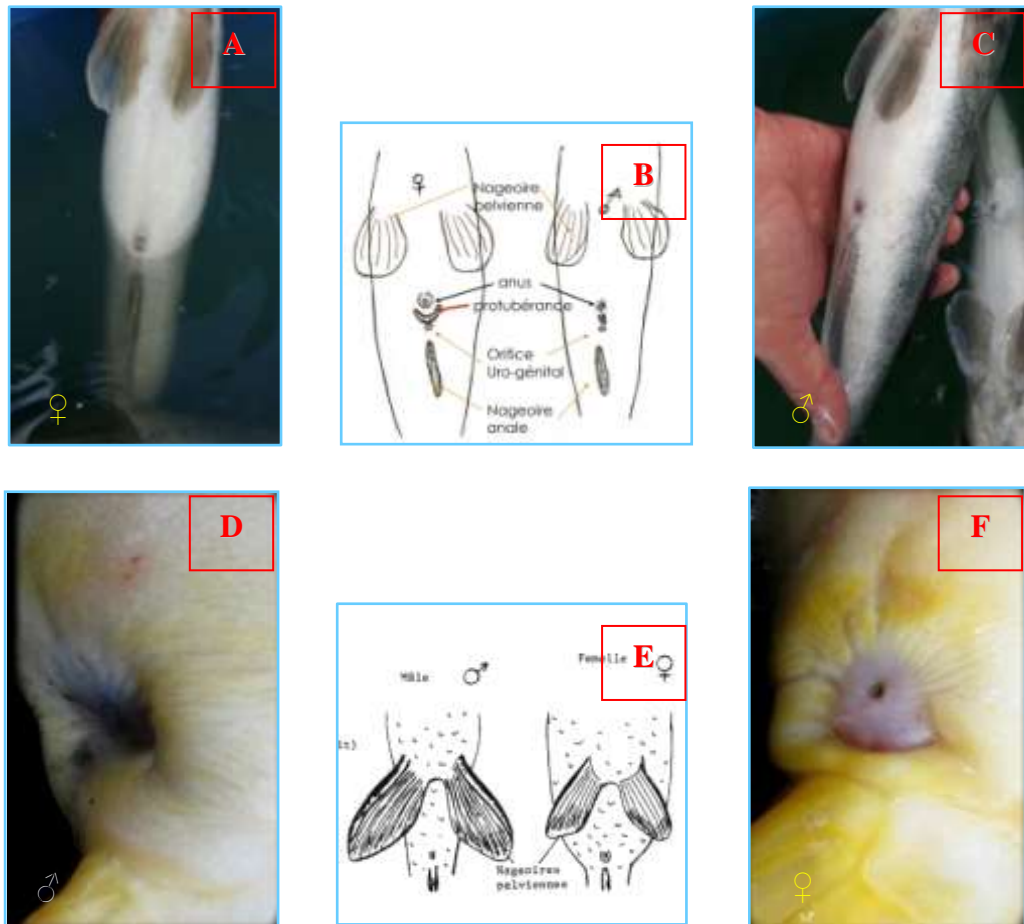


Figure 14. Sexage et dimorphisme sexuel du sandre *Stizostedion lucioperca* (B) et la carpe commune *Cyprinus carpio* (E) (www.fao.org) par la papille génitale des femelles (A et D) et des mâles (C et F).

3. Transport et stockage des géniteurs

Le transport des géniteurs ramené de Tipaza, Guelma et El Taref vers l'écloserie de Ouricia a été assuré par un camion vivier rempli d'eau (Fig. 15 A), sous une température contrôlée et équipé par des aérateurs d'oxygène. Tandis que, le transfert des poissons pêchés de la retenue collinaire Zaïri de la barque aux bassins s'est fait dans des bassines en plastiques (Fig. 15 B). En outre, nous avons ajouté le sel iodé à une concentration de 30 g/l (Fig. 15 C) pour protéger les géniteurs contre le stress et les champignons (Kaszubowski *et al.*, 2008).

Une fois arrivé, le transfert des géniteurs (Fig. 15 D) vers les bassins de tabulation qui ont été préalablement désinfecté et préparé à l'avance ; doit se faire avec prudence (Fig. 15 E) tout en maintenant la température de l'eau proche de celle lors du transport. Les bassins sont alimentés en eau par une tuyauterie et équipés d'une vanne pour la vidange.

Les poissons sont triés par sexe dans des bassins séparés. Les mâles sont reconnus par la couleur foncée du ventre et par la sortie du sperme suite à une douce pression sur l'abdomen comme il est indiqué précédemment.



Figure 15. Transport des géniteurs du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio* (A : camion vivier ; B : désinfection des bassins par le sel ; C : transport du poisson vers les bassins de stockage ; D : Stockage de géniteur avec prudence).

4. Alimentation des géniteurs

Les géniteurs de sandre *S. lucioperca* ainsi que ceux de la carpe commune *C. carpio* n'ont pas été nourris durant le stockage pour des raisons financières.

III. Protocole expérimentale

1. Matériel utilisé

Le matériel utilisé de notre expérience est mentionné dans le tableau 6 avec le rôle de chaque outil.

Tableau 6. Matériel utilisé dans l'induction de la ponte l'éclosion et l'étude morphométrique des larves de sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio*.

Matériel	Utilisation
Bassins	Stabulation des géniteurs et stockage des géniteurs
Aquariums	Suivi de l'alevinage
Multi-paramètre	Mesurer Les paramètres physico-chimiques
Thermostats	Assurer le réchauffement de l'eau (aquariums)
Thermorégulateur	Régler la température
NaCl	Dissolution du granulé d'hormone
Ovaprim	Hormone d'induction de ponte
HCG	
Hypophyse	Préparation de pêtuit hypophysaire
Balance de terrain (0,01g)	Mesurer le poids des poissons et l'aliment
La loupe avec appareil photos	Observation (œufs, larve et l'eau)
Seringues jetables de 5 ml	Injecter l'hormone
Diffuseurs	Aération
Salabre	Capture des poissons
Une serpillière humide	Maitre les géniteurs calmes pendant l'injection
Mortier	Broyée
Les nids	Assuré la reproduction artificiel
Cathéter	Récupération des ovocytes
Ichtyometre	Mesures morphométriques
Trousse de dissection	Prélèvement des écailles
Fil	Couture

2. Reproduction

2.1 Induction de ponte

La réalisation d'une reproduction semi-artificielle ou artificielle nécessite la connaissance des différentes exigences écologiques des espèces afin d'induire la ponte avec réussite. Les principaux paramètres physico-chimiques qui jouent un rôle primordial dans la reproduction du sandre et de la carpe comme se résumant dans le tableau 7.

Tableau 7. 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

Oxygène dissous	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 ‰

2.1.1. Conditionnement et préparation des géniteurs

Après avoir ramené les géniteurs ; les poissons sont stockés pendant 7 jours pour le sandre *S. lucioperca* et 3 jours pour la carpe commune *C. carpio*, dans des bassins de conditionnement en assurant toutes les conditions favorables de vie et de reproduction avec les prises de mesure des paramètres physico-chimique à l'aide d'un multi-paramètre pour les deux espèces de poissons. Les mâles et les femelles sont stockés séparément pour éviter tous combats des mâles.

Les poissons sont placés un par un dans un bac contenant Eugénol ($C_{10}H_{12}O_2$) comme anesthésiant en respectant 5 ml dans 100 l d'eau (Fig. 17 A) ; après avoir capturés à l'aide d'un salabre le 12 avril pour le sandre *S. lucioperca* et le 17 mai pour la carpe commune *C. carpio* (Fig. 17 B).



Figure 17. Préparation d'un bain anesthésiant (A) pour l'entreposage des femelles et des mâles (B) du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus Carpio*

2.1.2. Induction des géniteurs

Les géniteurs doivent être retirés du bain anesthésiant dès qu'il y a perte d'équilibre et ils sont séchés à l'aide d'une serviette propre et maintenus sur une table de manipulation après avoir pesés afin de calculer la dose de l'hormone utilisée pour chaque individu chez les deux espèces.

Toutes les hormones granulées sont pilées dans un mortier et dissoutes dans une solution de NaCl, à une concentration de 0,9 % avant l'application des injections ; dont 0,5 ml/kg pour l'hypophyse la carpe et 1 ml/kg pour l'ovapel chez les deux espèces ainsi que pour l'ovaprim appliqué chez les femelles de la carpe (Fig. 18). La température de la solution hormonale ne doit pas diffère de la température de l'eau dans laquelle les géniteurs sont conservés à cause du stress. Cependant, le nombre de granulés d'hypophyse et d'ovapel broyés est calculé suite à la formule suivante ; sachant que, les poids moyens des granulés de l'hypophyse (Fig. 19 A) et de l'ovapel (Fig. 19 B) sont respectivement 3 mg et 4 mg.

Le tableau 8, résume les modalités du traitement hormonal recommandées pour les géniteurs des deux espèces

$$\text{Nombre de granulés} = (\text{poids total du poisson} \times \text{la dose injectable d'hormone}) / \text{poids d'un granulé}$$

L'injection hormonale a été effectuée lentement en introduisant 2 cm de l'aiguille d'une seringue de 5 ml sous les écailles et non pas à travers, suivant un angle de 45° à mi-distance entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale chez les mâles et au niveau de la nageoire pelvienne chez les femelles chez les deux espèces de poisson.

Après cette opération, un massage délicat est exercé autour du lieu d'injection. Pendant l'injection, les géniteurs deviennent plus calmes ; tout en leur recouvrant la tête par une serpillière humide, il est recommandé de ne jamais les toucher avec les mains nues (Horvath, 1981).

Après l'application des injections, 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.

Tableau 8. Différentes doses d'hormones administrées aux femelles de *Stizostedion lucioperca* (* : Sous forme liquides ; - : absence de données) (Kaszubowski *et al.*, 2008 ; Ronyai , 2007).

Type d'hormone	Gonadotrophines chorioniques (HCG)	Ovopel	Hypophyse
Applications (Fois)	1	1	1
Poids des granulés	*	4 mg/kg	3 mg/kg
Normes	200 -1000 UI/ kg	1,2 - 2,0	-

recommandées		pellets/kg	
Doses (présente étude)	600 UI/kg	1 ml/kg	0,5 ml/kg



Figure 18. Préparation de la solution injectable de l'hypophyse.



Figure 19. Granulés d'hypophyse (A) et granulés d'ovapel (B).

2.1.2.1. *Stizostedion lucioperca*

La sélection des femelles du sandre pour l'induction de ponte, doit passer par la vérification du stade de maturation des ovocytes et de l'ovulation car elle permette un meilleur contrôle sur toutes les phases de la reproduction puis de l'élevage larvaire (Legendre *et al.*, 1996). Pour ce faire, nous avons utilisé la technique de cathétérisation (Fig. 20 A), ou les prélèvements des ovocytes se faites par un cathéter (Fig. 20 B) une fois avant l'injection

hormonale. Les ovocytes ainsi récupérés sont examinés sous une loupe binoculaire pour déterminer les différents stades de maturation selon l'échelle d'El Housni (1988).

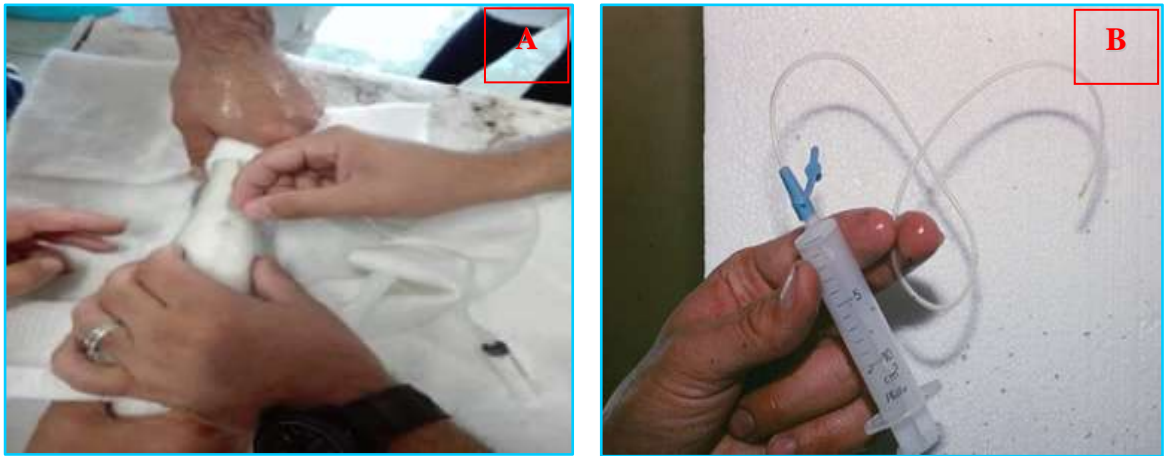


Figure 20. Récupération des ovocytes du sandre *Stizostedion lucioperca* (A) par un cathéter (B)

Une seule injection a été effectuée pour les deux sexes le 12 mars 2019 à 11h du matin (Fig. 21). Les femelles ont été injectés par voie intra péritonéale à la base de la nageoire pelvienne et dans la musculature dorsale pour les mâles selon l'étude de Korbuly *et al.*, (2009).

Pour les femelles, 2 hormones différentes ont été utilisées :

- L'HCG (Gonadotrophine Chorionique Humaine) : une ampoule de 5000 μ l diluée dans 8 ml d'eau physiologique afin d'utiliser 600 UI/kg du poids vif des poissons.
- L'ovapel granulé prêt à l'emploi broyées et homogénéiser dans l'eau physiologique à 0,9 % en respectant la dose de 1 ml/kg.



Figure 21. Injection hormonale chez les mâles du sandre *Stizostedion lucioperca* entre la ligne latérale et la nageoire dorsale

Par contre, le traitement hormonal des mâles a été réalisé par l'Ovaprim en plus de l'HCG en respectant les mêmes doses indiquées pour les femelles. Cependant, certains mâles n'ont pas été injectés, car ils étaient prêts à la reproduction et donc spermants.

Les doses du traitement hormonal sont choisies en fonction de la période de reproduction (saison, hors saison), du stade de la maturation des géniteurs et le type d'hormones appliquées.

Après l'injection du 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.

Tableau 9. Nombre de nids et la sex-ratio 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

	20 x 18,5 cm	19,5 x 12,5 cm	19 x 13 cm	18 x 16,5 cm
L x La	16,5 x 16 cm	19,5 x 14 cm	20 x 18,5 cm	19 x 13 cm

Avant la remise des géniteurs dans les bassins, des nids fabriqués de gazon artificiel (Fig. 22) ont été posés sur un cadre placé au fond des bassins (Horvath, 1981). Les nids ont été vérifiés chaque matin tout en contrôlant la température à l'aide d'un multi-paramètre chaque heure.



Figure 22. Bassin avec des nids en gazon artificiel.

2.1.2.2. *Cyprinus Carpio*

Les femelles matures nécessitent une injection d'hormones pour permettre le stripping des femelles de la carpe commune *C. carpio* (Ducarme et Micha, 2003). Les hormones utilisées chez cette espèce sont l'hypophyse et l'ovapel chez les femelles et l'ovaprime chez les mâles, qui sont sous forme de granulés. Les dose de conditionnement des ces deux hormones sont les même administrées chez le sandre avec 0,5 ml d'hypophyse et 1 ml de l'ovapel et de même pour l'ovaprime par poids vif des géniteurs respectivement ; 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). Le volume total des injections est de 1,5 ml pour l'hypophyse et 2 ml pour l'ovapel et l'ovaprime. La première injection a été administré le 18 avril à 14 h (Fig. 23 A), alors que la seconde du reste du volume total s'effectue au niveau de la nageoire pelvienne (Fig. 23 C), a été faite après 9 h de la 1^{ère} injection (18 avril à 23h). À la fin de cette opération, les femelles

de *C. carpio* ont été suturées au niveau de la papille génital afin de préserver ses œufs par un stripping ultérieur (Fig. 23 D et E).

Tandis que, les mâles ont subi qu'une seule injection d'ovaprim de 2 ml/kg, simultanément à la 2^{ème} injection des femelles (Fig. 23 B) dont le rôle d'augmenter le volume de laitance (Meddour *et al.*, 2005 ; Horvath *et al.*, 2015).



Figure 23. Première (A) et deuxième injection hormonales chez les femelles (B) et les mâles (C) de la carpe commune *Cyprinus Carpio* ainsi que la suture de la papille génitale (D et E).

2.2. Fécondation

2.2.1. *Stizostedion lucioperca*

Après la seule injection, les femelles déposent les œufs sur les nids de gazon d'herbe artificielle (Fig. 24) puis les mâles les fécondent et assure à leurs tours la garderie des nids comme ils assurent également la propreté et l'oxygénation du nid par la nageoire pelvienne. Après la ponte des œufs, les nids artificielle sont déplacés dans des bacs toute en assurant les conditions favorable pour l'incubation jusqu'à la naissance des futurs sandrillons.

Le calcul de la fécondité absolue du sandre se fait selon le pourcentage de couverture des nids par les œufs et la mesure du nombre moyen des fils du gazon ainsi que des œufs dans chaque fils de ce dernier selon la méthode suivante :

$$\begin{array}{lll}
 1 \text{ fils} \rightarrow N & Y \rightarrow 5 \text{ cm}^2 & Z \rightarrow 100 \% \\
 5 \text{ cm}^2 \rightarrow X \text{ fils} \rightarrow Y & Z \rightarrow SN \text{ cm}^2 & NO \rightarrow 50 \% \\
 Y = N.X/1 & Z = SN.Y/5 & NO = Z.50/100
 \end{array}$$

Où :

N : nombre des œufs dan un seul fils.

X : nombre de fils dans 5 cm².

Y : nombre des œufs dans 5 cm².

SN : surface des nids.

Z : nombre des œufs dans un nid.

NO : fécondité absolue dans un nid couvert à 50 %.



Figure 24. Nid artificiel du sandre *Stizostedion lucioperca* avant l'éclosion.

2.2.2. *Cyprinus carpio*

L'ovulation de la carpe commune ayant lieu après 240-300 degrés-heures de la seconde injection. Ce système de calcul consiste à multiplier les degrés marqués de la température de l'eau enregistrée toutes les heures par le temps (en heures) ce qui correspond à 11 heures. Cependant, plus la température diminue, plus la durée d'ovulation est longue.

Le prélèvement des ovules de la carpe *C. Carpio* se fait par un massage abdominal de la femelle, c'est le "stripping" (Fig. 25). On veillera à effectuer cette opération exactement à l'heure déterminée par le temps de latence que l'on a déjà calculé (Gilles *et al.* 2001). On maintient le poisson la tête vers le haut, le ventre vers la cavité du récipient, on exerce une pression à plusieurs reprises sur les flancs du poisson entre le pouce et l'index afin d'extraire tous les œufs (massage abdominale). Les œufs libérés sont recueillis dans un récipient sec en matière plastique (Fig. 26 A). Par une opération analogue, on fait jaillir la laitance des mâles dans le même récipient contenant les œufs (Fig. 26 B).

Les produits sexuels récupérés sont d'abord mélangés à sec pendant 2-3 mn. On mélange rapidement pendant 10 sec, on remplit le récipient d'eau et on rince une autre fois puis on vide l'eau à l'aide d'une petite épuisette, ce rinçage à l'eau se fait 3 fois

On traite l'adhésivité avec de la poudre du lait (100 g de poudre du lait dans 10 l d'eau) pendant 45 minutes, diviser en 3 périodes c'est à dire 15 min par la suite on traite avec l'acide thanique 3 fois pendant 2 secondes (Fig. 27 A) et on rince à chaque fois avec l'eau (Fig. 27 B).



Figure 25. Stripping d'une femelle de la carpe commune *Cyprinus carpio* après l'injection des hormones.



Figure 26. Prélèvement et mélange des œufs (A) avec la laitance du mâle (B) de la carpe commune *Cyprinus Carpio*.



Figure 27. Elimination de l'adhésivité des œufs de la carpe commune *Cyprinus Carpio* par le lait et l'acide thanique (A) et rinçage avec de l'eau (B).

2.3. Incubation et éclosion

L'incubation des œufs fécondés de *S. lucioperca* est réalisée sur 8 nids placés dans 4 bacs de 120 L (Fig. 28 A), alors que celle de *C. carpio* est assurée par 4 bouteilles de Zoog de 9 L (Fig. 28 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.

Le développement de l'œuf et un processus rapide qui passe du gonflement de l'œuf à la morphogenèse embryonnaire. Pour assurer aux larves une survie dans de bonnes conditions, il est nécessaire de prendre soin des œufs au cours des différents stades de développement en les plaçant dans les incubateurs appropriés (Woynarovich et Horváth, 1981). 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 :

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



Figure 28. Incubation de œufs du sandre *Stizostedion lucioperca* dans des bacs (A) et dans les bouteilles de Zoug chez la carpe commune *Cyprinus Carpiodans* (B)

Après environ 24 heures d'incubation à 26,4 °C et 26,8 °C au niveau de l'aquarium 1 et 2 respectivement ; les premières éclosions sont observés dans les deux aquariums ; alors qu'après 48 heures toutes les œufs sont éclos.

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

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

Matériel t méthodes

RÉSULTATS

I. Reproduction

Nous avons utilisés 40 géniteurs dont 13 spécimens du sandre et 27 spécimens de la carpe commune capturés de différents plans d'eau Algérien (retenue collinaire de Zaïri, lac Oubeira, barrage Bouhamdane et Tipaza). Les femelles de *S. lucioperca* et *C. carpio* ont un poids moyen de $1252,5 \pm 1231,85$ g et $810,76 \pm 456,64$ g respectivement, tandis que celui des mâles est de $640 \pm 304,95$ g chez le sandre et de $831,42 \pm 638,85$ g chez la carpe commune.

Les géniteurs conditionnés préalablement à une température de $10,5 \pm 0,75$ °C et de $10,1 \pm 0,39$ °C chez les mâles et les femelles du sandre respectivement (Tab. 10), alors que la température de conditionnement de la carpe commune est de $23,12 \pm 0,39$ °C (mâles) et de $23,2 \pm 0,60$ °C (femelles). L'analyse statistique ne montre aucune différence significative de la température de conditionnement des deux sexes chez les deux espèces (*S. lucioperca* : $t = 0,99$; $P > 0,05$; *C. carpio* : $t = 1,09$; $P > 0,05$).

Tableau 10. Température de conditionnement des géniteurs du sandre *Stizostedion lucioperca* et de la carpe commune *Cyprinus carpio* dans l'écloserie de Ouricia à Setif (B 1 : Bassin des mâles ; B 2 : Bassin des femelles ; M : moyenne ; E : écart-type).

Espèces	Date	Temps (heures)	Température (°C)	
			B 1	B 2
<i>S. lucioperca</i>	12 mars 2019	06 :00	9,55	8,98
		07 :00	10,26	9,45
		08 :00	11,63	10,02
		09 :00	10,65	11,12
		10 :00	10,46	10,98
	M ± E		$10,5 \pm 0,75$	$10,1 \pm 0,93$
<i>C. carpio</i>	18 avril 2019	08 :00	22,86	22,93
		09 :00	23,43	23,14
		10 :00	23,62	22,74
		11 :00	23,16	22,32
		12 :00	22,65	23,78
	M ± E		$23,1 \pm 0,39$	$23,2 \pm 0,60$

Les femelles de *S. lucioperca* ont subi 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 le 12 mars 2019 à 11h (Tab. 7 en annexes). Par contre, celles de *C. carpio* ont reçu deux injections de $1/2^{\text{ème}}$ d'une dose moyenne de $0,77 \pm 0,63$ ml (hypophyse) et de $0,48 \pm 0,04$ ml (ovapel), le 18 avril 2019 à 14 h. En revanche, une dose moyenne de $0,81 \pm 0,51$ d'une seule injection de

l'ovaprima a été faite pour les mâles de la carpe commune au même temps de la deuxième injection des femelles après 9 h de la 1^{ère} injection à 23h (Tab. 8 en annexes).

1. Temps de latence

Un suivi des paramètres physicochimiques (température, oxygène dissous et pH) sont présentées dans le tableau 10 en annexe (Fig. 29 A, B et C). Les différents paramètres physico-chimiques de l'eau ont été mesurés chaque heure dans chaque bassin sauf le PH qui a été mesuré une seule fois par jours dès le premier jour de l'expérience pour les deux espèces.

Après 66 heures de l'injection hormonale, les femelles du sandre *S. lucioperca* déposent ses œufs sur les 8 nids de gazon artificiel avec sous la garderie des mâles, le 15 mars 2019 à 4 h du matin à une température de 17,2 °C, 17,63 °C, 17,19 °C et 15,9 °C dans les bassins 1, 2, 3 et 4 respectivement. Les températures moyennes sont indiquées dans le tableau 10 dans les annexes avec les valeurs respectives de $14,55 \pm 2,78$ °C, $14,9 \pm 2,73$ °C, $15,21 \pm 2,75$ °C et $13,75 \pm 3,03$ °C dans les 4 bassins (Tab. 11). Une augmentation progressive de la température moyenne de chaque bassin en fonction du temps avec une valeur moyenne maximale de $16,95 \pm 1,1$ °C enregistrée dans le deuxième bassin. Alors que, les plus basses valeurs sont enregistrées au cours de la première journée dans tout les bassins ($10,56 \pm 0,97 \leq T \leq 12,03 \pm 2,35$) (Fig. 29 A ; Tab. 9 en annexes). Par contre, les œufs et la laitance de la carpe commune ont été prélevée par stripping après 11 heures de la dernière injection hormonale chez les femelles et l'unique injection des mâles, le 18 avril 2019 à 11 h à une température de 22 °C. Les valeurs moyennes de la température enregistrées chez la carpe commune sont comprises entre $22,36 \pm 0,92$ °C et $22,86 \pm 1,34$ °C dans les 4 bassins (Fig. 30 A ; Tab. 11 et Tab. 10 en annexes).

L'évolution des teneurs moyennes de l'oxygène dissous est antagoniste de celle de la température chez les deux espèces dont elle montre une diminution progressive. La valeur la plus élevée est signalée dans le 4^{ème} bassin pendant le premier jour ($9,12 \pm 0,35$ mg/l), Tandis que les valeurs les plus basses de l'oxygène dissous) ont été observées pendant le 3^{ème} jour dans tout les bassins ($6,42 \pm 1,32$ mg/l $\leq O_2 \leq 6,80 \pm 0,68$) (Fig. 29 B. Tab. 9 en annexes). En revanche, le taux d'oxygène dissous est de $5,43 \pm 0,25$ °C, $5,28 \pm 0,40$ °C, $5,34 \pm 0,39$ °C et $5,58 \pm 0,32$ °C dans les 4 bassins respectivement chez *C. carpio* (Fig. 30 B. Tab. 10 en annexes).

Cependant, Les valeurs du PH sont presque identiques dans tout les bassins chez le sandre ($7,92 \leq \text{pH} \leq 8,41$) (Fig. 29 C ; Tab. 9 en annexes) et la carpe ($8,19 \leq \text{pH} \leq 8,39$) (Tab. 10 en annexes).

La comparaison multiple de moyenne décèle une différence significative de la température et de l'oxygène dissous journalier des bassins chez le sandre et la carpe ($P \leq 0,001$) et une homogénéité des moyennes de ces deux paramètres des différents bassins pour les deux espèces (Tab. 9 et 10 en annexes).

Tableau 11. Température moyenne des bassin pendant le temps de latence chez le sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe *Cyprinus carpio*.

Espèces	Paramètres	B1	B2	B3	B4	F	P
<i>S. lucioperca</i>	M	14,55	14,9	15,21	13,75	1,25	0,06
	E	2,78	2,73	2,75	3,03		
	TL	67	67	67	67		
<i>C. carpio</i>	M	22,45	22,86	22,45	22,36	1,01	0,10
	E	0,52	1,34	0,82	0,92		
	TL	11	11	11	11		

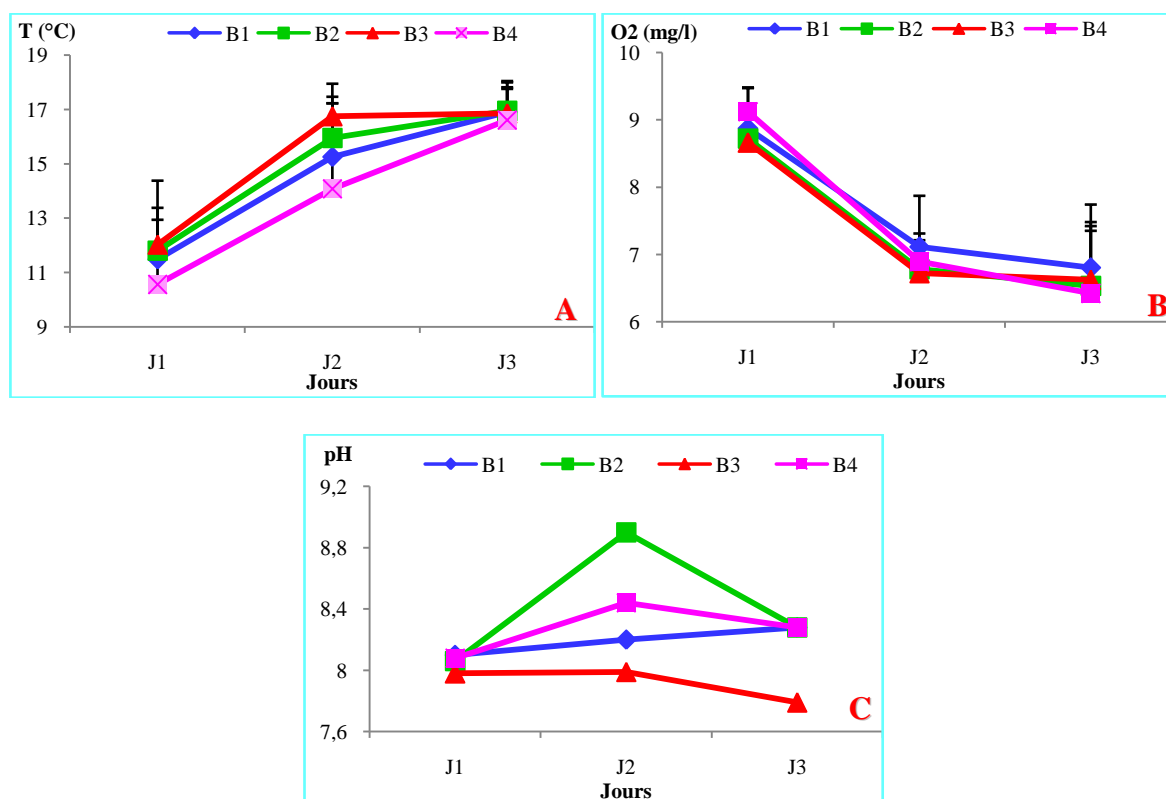


Tableau 29. Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques pendant le temps de latence chez le sandre *Stizostedion lucioperca* (T : Température (A), O₂ : oxygène

dissous (B); B1 : bassin 1 ; B 2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B 4 : bassin 4 ; J1 : 1^{er} jour; J2 : 2^{ème} jour ; J3 : 3^{ème} jour) (C : pH).

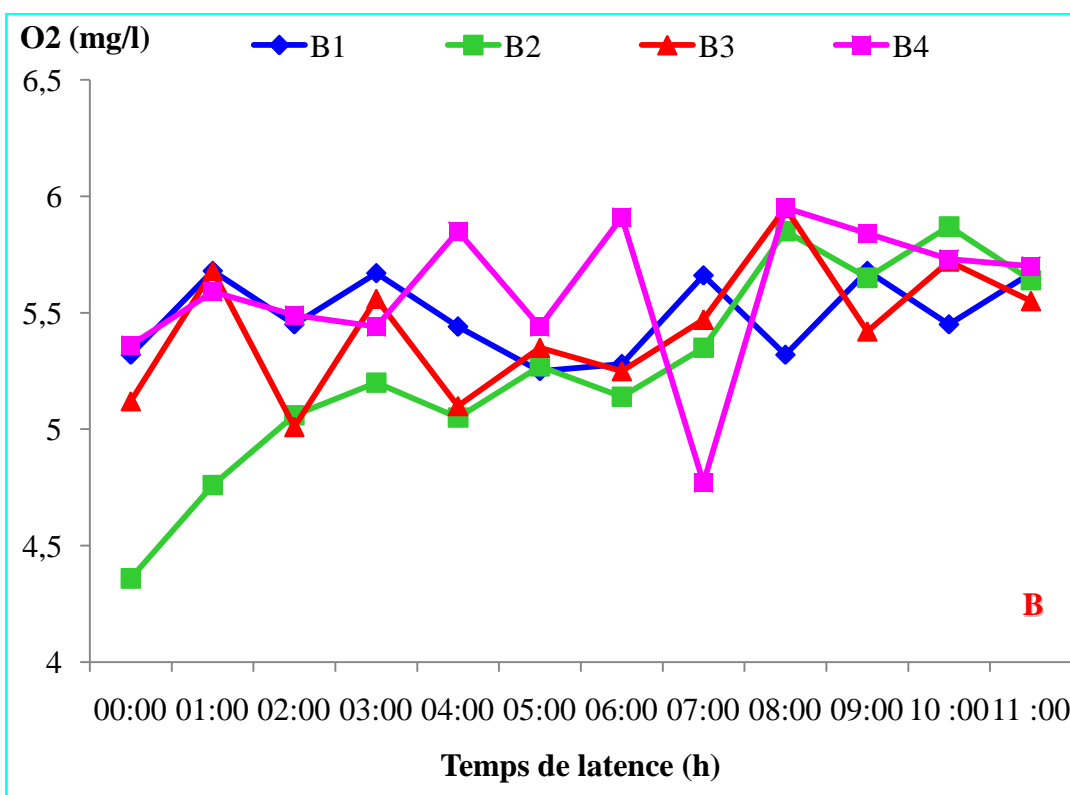
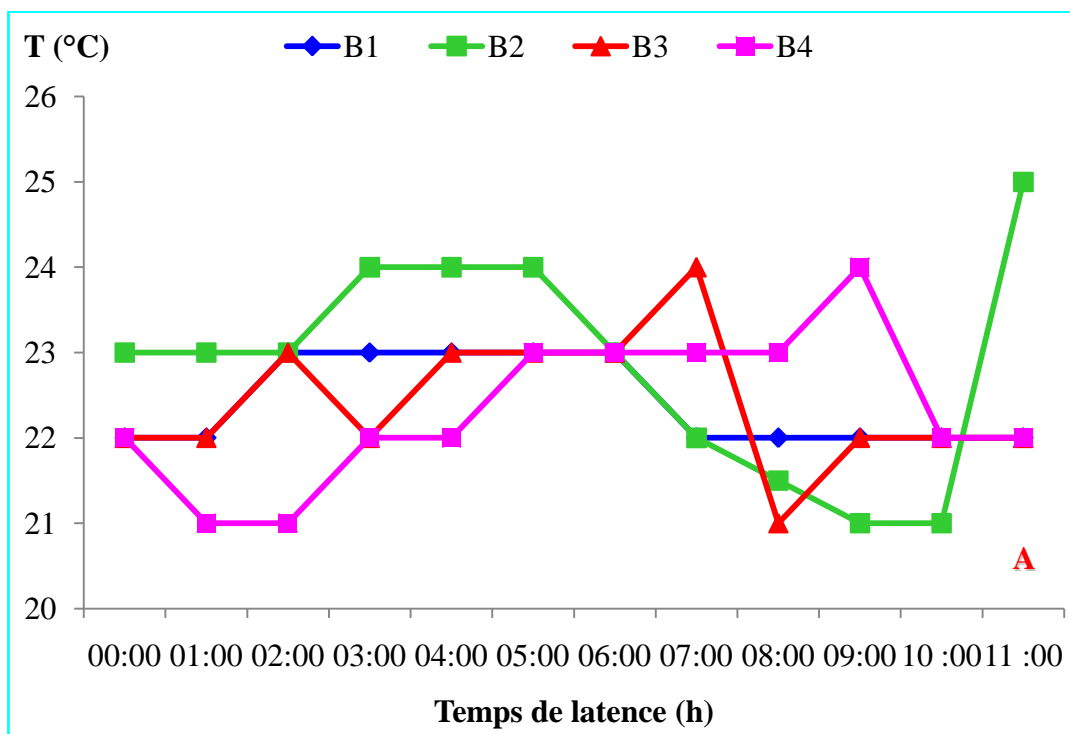


Tableau 30. Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques pendant le temps de latence chez la carpe commune *Cyprinu carpio* (T : Température (A), O₂ : oxygène dissous (B) ; B1 : bassin 1 ; B 2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B 4 : bassin 4).

La fonction linéaire illustre une très forte corrélation entre le temps le temps de latence (le temps entre l'injection hormonale et le prélèvement des gonades mâle et femelle) et la température de l'eau (*S. lucioperca* : $0,63 \leq r \leq 0,89$; $P \leq 0,01$; *C. carpio* : $0,69 \leq r \leq 0,85$; $P \leq 0,05$) (Tab. 11). Cependant, plus la température est élevée, plus le temps de latence est court ce qui est confirmé par l'allométrie minorante (Tab. 12).

Tableau 12. La relation de régression entre le temps de latence (TL) et la température (T) chez les mâles et les femelles du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe *Cyprinus carpio* (B 1 : Bassin 1 ; B 2 : Bassin 2 ; B3 : Bassin 3 ; B4 : Bassin 4 ; r : coefficient de corrélation ; t_{obs} : Test d'allometrie ; - : allometrie minorante ; * significatif au seuil de 5 %, ** significatif au seuil de 1%, *** significatif au seuil de 0,1%, N : effectif).

Bassins	Espèces	Equation de régression	R	t _{obs}
B1	<i>S.lucioperca</i>	TL = 0,2.T + 0,87	0,63***	14,48 (-***)
	<i>C. carpio</i>	TL = 0,03.T + 1,33	0,69*	36,61 (-***)
B2	<i>S.lucioperca</i>	TL = 0,18.T + 0,96	0,89***	9,3 (-***)
	<i>C. carpio</i>	TL = 0,07.T + 1,32	0,85***	11 (-***)
B3	<i>S.lucioperca</i>	TL = 0,19. T + 0,96	0,71***	13,92 (-***)
	<i>C. carpio</i>	TL = 0,05.T + 1,31	0,7*	18,27 (-***)
B4	<i>S.lucioperca</i>	TL = 0,25. T + 0,83	0,71***	10,32 (-***)
	<i>C. carpio</i>	TL = 0,05.T + 1,31	0,69*	19,23 (-***)

2. Fécondité

Les femelles de sandre *S. lucioperca* pondent leurs œufs dans des nids artificiel d'une superficie moyenne $267,62 \pm 42,76 \text{ cm}^2$ et les recouvres à des pourcentages différents qui varie de 60 % à 90 %. Le dénombrement des œufs au niveau de chaque nid révèle une fécondité absolue compris entre 48200 œufs et 74000 œufs (Fig. 31 ; Tab. 13 et Tab. 11 en annexes).

Une moyenne de $157 \pm 22,84 \text{ g}$ d'œufs a été prélevée par un simple massage abdominal chez 4 sur 13 femelles de la carpe commune *C. carpio* qui ont répondu au traitement hormonal dont deux traitées par l'ovapel avec une dose de 0,5 ml/kg/injection et deux autres par l'hypophyse avec une dose de 0,5 ml/kg/injection et de 0,6 ml/kg/injection. Le dénombrement des œufs au niveau de 1 g de la quantité d'œufs prélevée révèle une moyenne de $645,5 \pm 105,88$ œufs ; soit une fécondité absolue comprise entre 73353 œufs et 123984

œufs chez des femelles de poids respectifs de 930 g et 1000 g (Fig. 31 ; Tab. 14 et Tab. 11 en annexes).

Tableau 13. Fécondité absolue et relative du sandre *Stizostedio lucioperca* selon nombre de fils dans chaque nid (V : volume des bassins ; NF : nombre fils dans 5 cm² ; NO : nombre des œufs ; C : pourcentage de couverture des nids ; S : superficie des nids ; Fa : fécondité absolue ; Fr : fécondité relative ; Pt : poids total des femelles ; M : moyenne ; E : écart-type).

Nid	1	2	3	4	5	6	7	8	M ± E
V	125	125	128	128	120	120	110	110	120,75 ± 7,30
NO/F	7	5	3	5	5	4	3	5	4,62 ± 1,30
NF (5 cm ²)	200	200	200	200	200	200	200	200	200 ± 0
C (%)	90	80	60	80	80	80	40	70	72,5 ± 15,81
NO/5 cm ²	1400	1000	600	1000	1000	800	600	1000	925 ± 360,49
S (cm ²)	370	264	244	273	247	255	241	247	267,62 ± 42,76
Fa (œufs)	74000	52800	48800	54600	49400	51000	48200	49400	53525 ± 8552,31
Fr (œufs/g)	17,61	52,8	97,6	41,36	54,88	51	160,66	61,75	67,21 ± 43,81
Pt (g)	4200	1000	500	1320	900	1000	300	800	1252,5 ± 1231,85

Tableau 14. 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

La fécondité absolue est exprimée en fonction de la longueur totale du poisson (Lt), de son poids total (Pt) et de son âge chez les deux espèces (Tab. 15).

L'existence d'une relation linéaire entre la fécondité absolue et le poids total des poissons permet de calculer la fécondité relative (Fr), dont la valeur moyenne est 67,21 ± 43,81 œufs.g⁻¹ et de 161,42 ± 72,01 œufs.g⁻¹ chez le sandre et la carpe commune respectivement. Celle-ci atteint son niveau le plus élevé (160,66 œufs.g⁻¹) pour un poids total

de 300 g (Lt = 322 mm) chez *S. lucioperca*, au-delà duquel une chute est enregistrée. Tandis que, celle enregistrée chez *C. carpio* est supérieure à celle du sandre (229,84 œufs.g⁻¹).

Tableau 15. Coefficients de corrélation et équations des droites de régression entre la fécondité absolue et les caractéristiques métriques (longueur totale) et pondérales (poids total) ainsi que l'âge chez du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe *Cyprinus carpio*. F : fonction, Lt : longueur totale, Pt : poids total, A : âge, r : coefficient de corrélation (* P ≤ 0,05 ** P ≤ 0,01 ; *** P ≤ 0,001)

F	Espèces	Equation de régression	Relation d'allométrie	r	Valeurs extrêmes
Fa=f(Lt)	<i>S. lucioperca</i>	Log Fa = 2,166 Log Lt - 0,324	Fa = 0,474 Lt ^{2,166}	0,588 **	188 ≤ Lt ≤ 301 mm
	<i>C. carpio</i>	Log Fa = 2,166 Log Lt - 0,324	Fa = 0,474 Lt ^{2,166}	0,588 **	188 ≤ Lt ≤ 301 mm
Fa=f(Pt)	<i>S. lucioperca</i>	Log Fa = 0,804 Log Pt + 2,962	Fa = 916,220 Pt ^{0,804}	0,627 **	100,96 ≤ Pt ≤ 381 g
	<i>C. carpio</i>	Log Fa = 0,804 Log Pt + 2,962	Fa = 916,220 Pt ^{0,804}	0,627 **	100,96 ≤ Pt ≤ 381 g
Fa=f(A)	<i>S. lucioperca</i>	Log Fa = 0,799 Log A + 3,011	Fa = 1025,651 A ^{0,799}	0,620 **	89,87 ≤ A ≤ 341 g
	<i>C. carpio</i>	Log Fa = 0,799 Log A + 3,011	Fa = 1025,651 A ^{0,799}	0,620 **	89,87 ≤ A ≤ 341 g

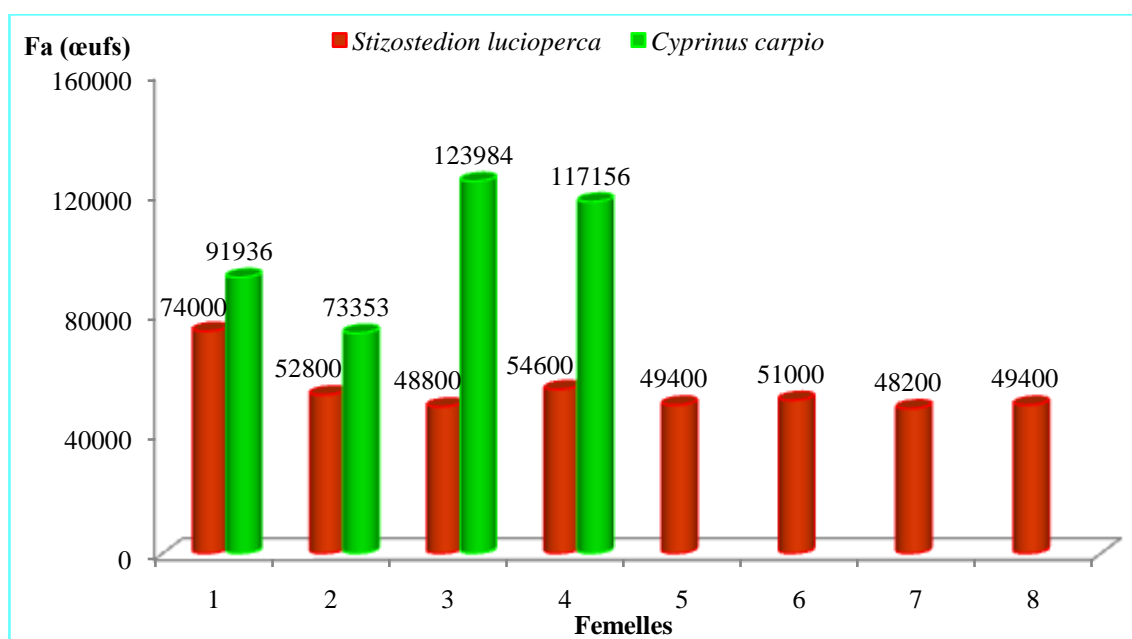


Figure 31. Evolution de la fécondité absolue (Fa) du sandre *Stizostedion lucioperca* et de la carpe commune *Cyprinus carpio*.

Au moment de l'incubation, un changement de couleur des œufs est observé sous microscope optique d'un grossissement (X 10). Les œufs fécondés transparentes nous permettent de voir le noyau (Fig. 32 A et C) alors que ceux non fécondés deviennent blanchâtres et peuvent être facilement enlevés des tamis (Fig. 32 B et D) chez les deux espèces.

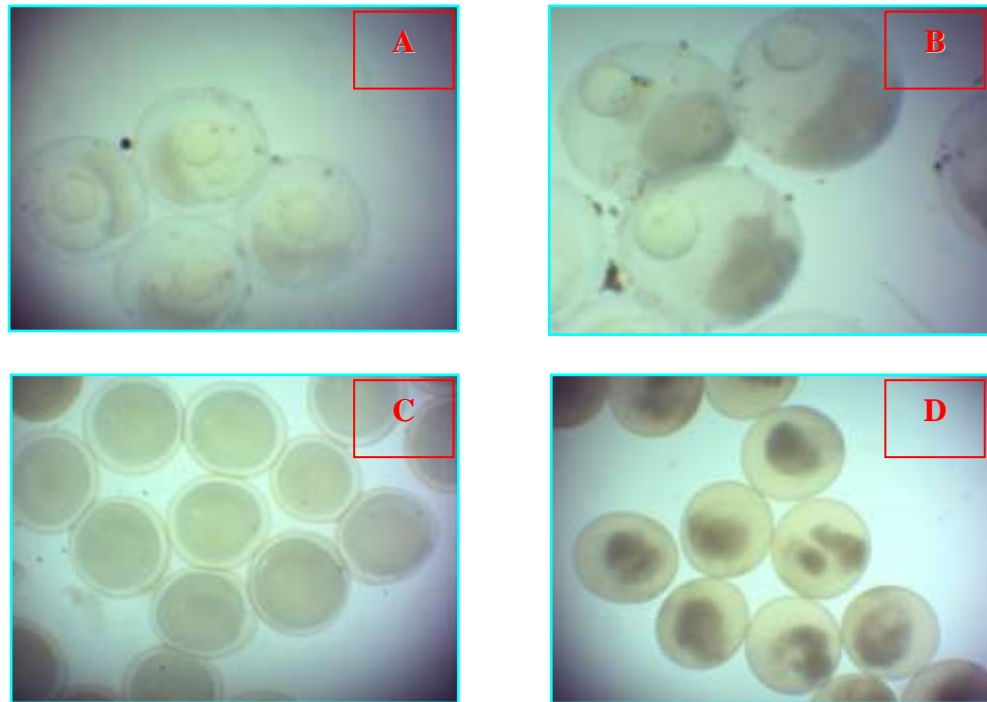


Figure 32. Œuf fécondé (A : *Stizostedion lucioperca* ; C : *Cyprinus carpio*) et non fécondé (B : *Stizostedion lucioperca* ; D : *Cyprinus carpio*).

3. Incubation et développement embryonnaire

3.1. Paramètres physico-chimiques

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 montrent des valeurs presque identiques dans les différents bacs chez le sandre 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. 33 A; Tab 12 en annexes) et différentes chez la carpe (J1 : F = 2,03 (P ≤ 0,01) ; J2 : F = 2,23 (P ≤ 0,05) ; J3 : F = 2,69 (P ≤ 0,01) ; J4 : F = 1,99 (P ≤ 0,05)) (Fig. 34 A ; Tab 13 en annexes).

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. 33 B; Tab 12 en annexes). Ce qui est le contraire chez *C. carpio* ou l'évolution des valeurs moyennes est presque la même à l'exception du 3^{ème} aquarium (dont on observe une diminution pendant le 3^{ème} jour ($3,79 \pm 1,36$ mg/l) (Fig. 34 B; Tab 13 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 ($F = 2,36$; $P \leq 0,01$).

Cependant, les valeurs du pH varient entre 8,16 et 8,64 chez le sandre (Fig. 33 B; Tab 12 en annexes). et entre 8,11 et 8,69 chez la carpe commune (Fig. 34 B; Tab 13 en annexes)..

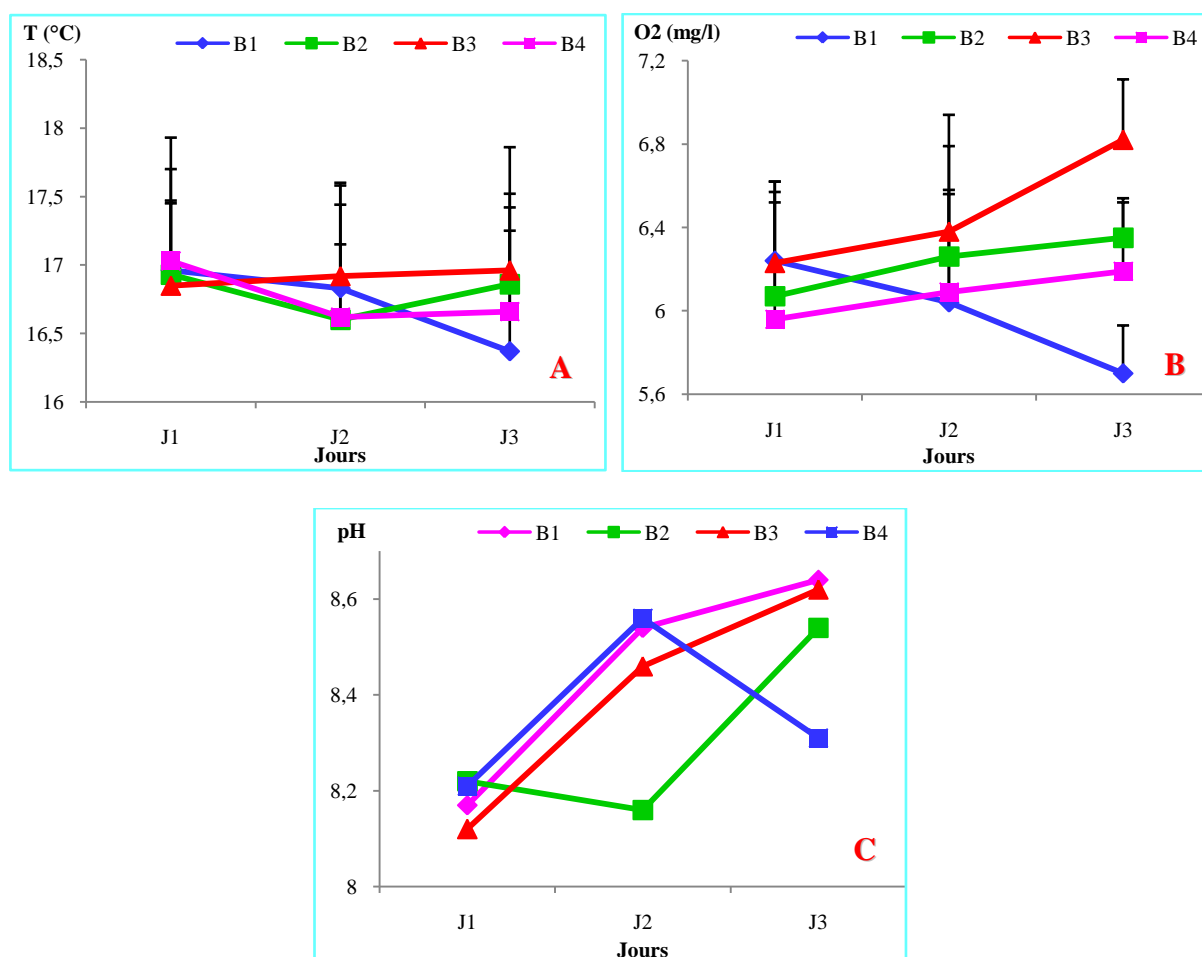


Figure 33. Évolution des valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques du sandre *Stizostedion lucioperca* (A : température (T); B : oxygène dissous (O₂) ; C : pH) durant l'incubation (B1 : bac 1 ; B2 : bac 2 ; B3 : bac 3 ; B4 : bac 4 ; J1 : 1^{er} jour; J2 : 2^{ème} jour ; J3 : 3^{ème} jour).

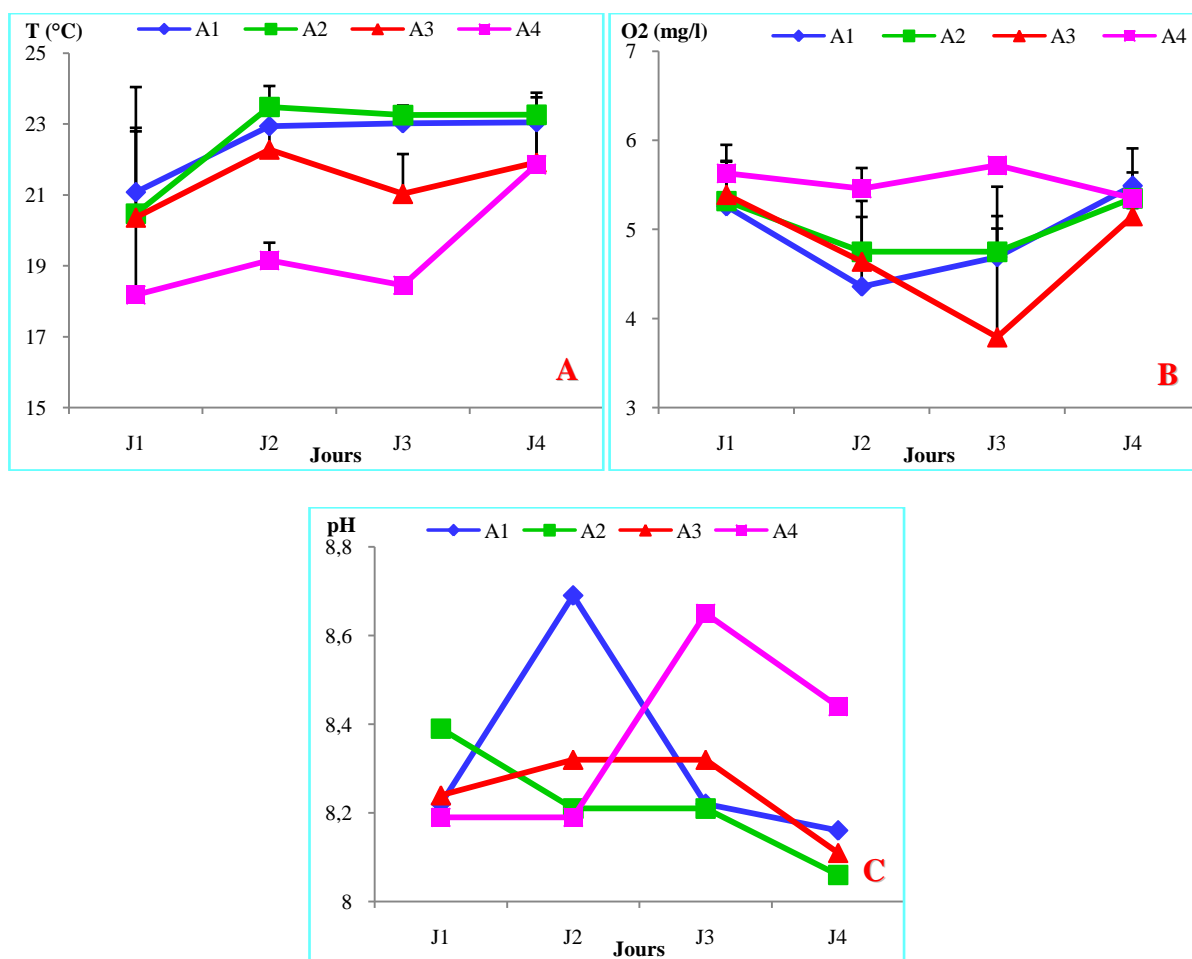


Figure 34. Évolution des valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques de la carpe commune *Cyprinus carpio* (A : température (T) ; B : oxygène dissous (O₂) ; C : pH) durant l'incubation (A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; J1 : 1^{er} jour ; J2 : 2^{ème} jour ; J3 : 3^{ème} jour ; J4 : 4^{ème} jour).

3.2. Développement embryonnaire

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. 14 en annexes) et puis commence le développement embryonnaire (Fig. 35 et 36 ; Tab. 15 en annexe).

Comme chez tous les autres poissons, la phase embryonnaire du sandre *S. lucioperca* et la carpe commune *C. carpio* commence au moment de la fécondation de l'œuf.

Elle est caractérisée par une nutrition (endogène) de l'embryon à partir du vitellus et se répartit en trois sous phases :

- La phase de clivage recouvre le début du développement embryonnaire ainsi que les stades morula (Fig. 35 A ; Fig. 36 A), blastula (Fig. 35 B ; Fig. 36 B) et gastrula (Fig. 35 C ; Fig. 36 C) jusqu'au début de l'organogénèse,
- la phase embryonnaire commence lorsque l'organogénèse est initiée et s'arrête une fois l'éclosion achevée (Fig. 35 D, E, F, G et H ; Fig. 36 D, E, F, G et H)
- la phase éléuthéroembryonnaire prend effet après l'éclosion et dure jusqu'à la fin de la résorption de la vésicule vitelline et le début de l'alimentation exogène (Fig. 35 I ; Fig. 36 I).

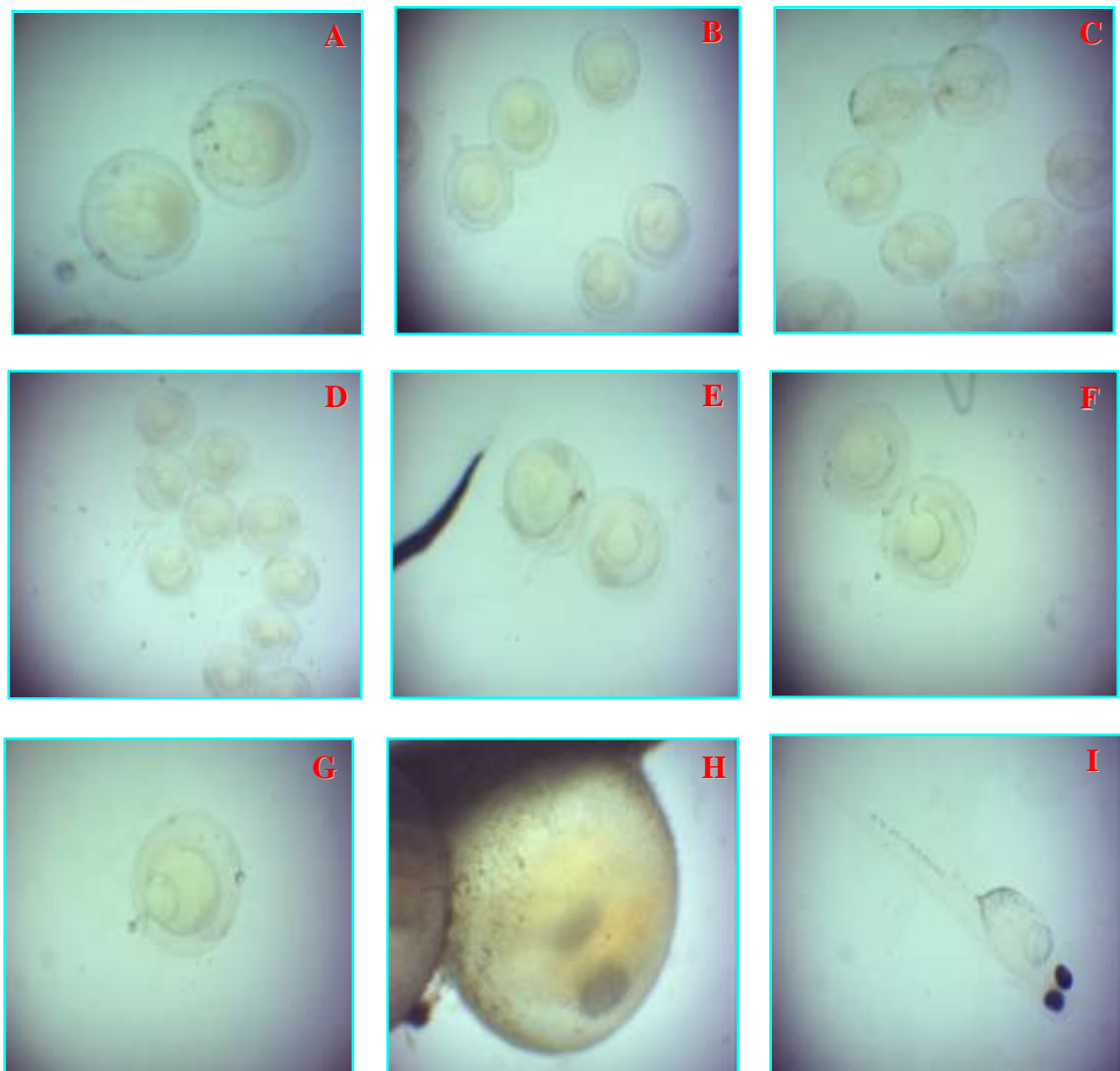


Figure 35. Différents stades de développement embryonnaire du sandre *Stizostedion lucioperca* (A Stade morula ; B : blastule ; C : gastrula ; D : fermeture du blastopore ; E : début différenciation des axes embryonnaire ; F : formation des premiers somites ; G : stade de première mouvement ; H : avant éclosion ; I : Larve éclos).

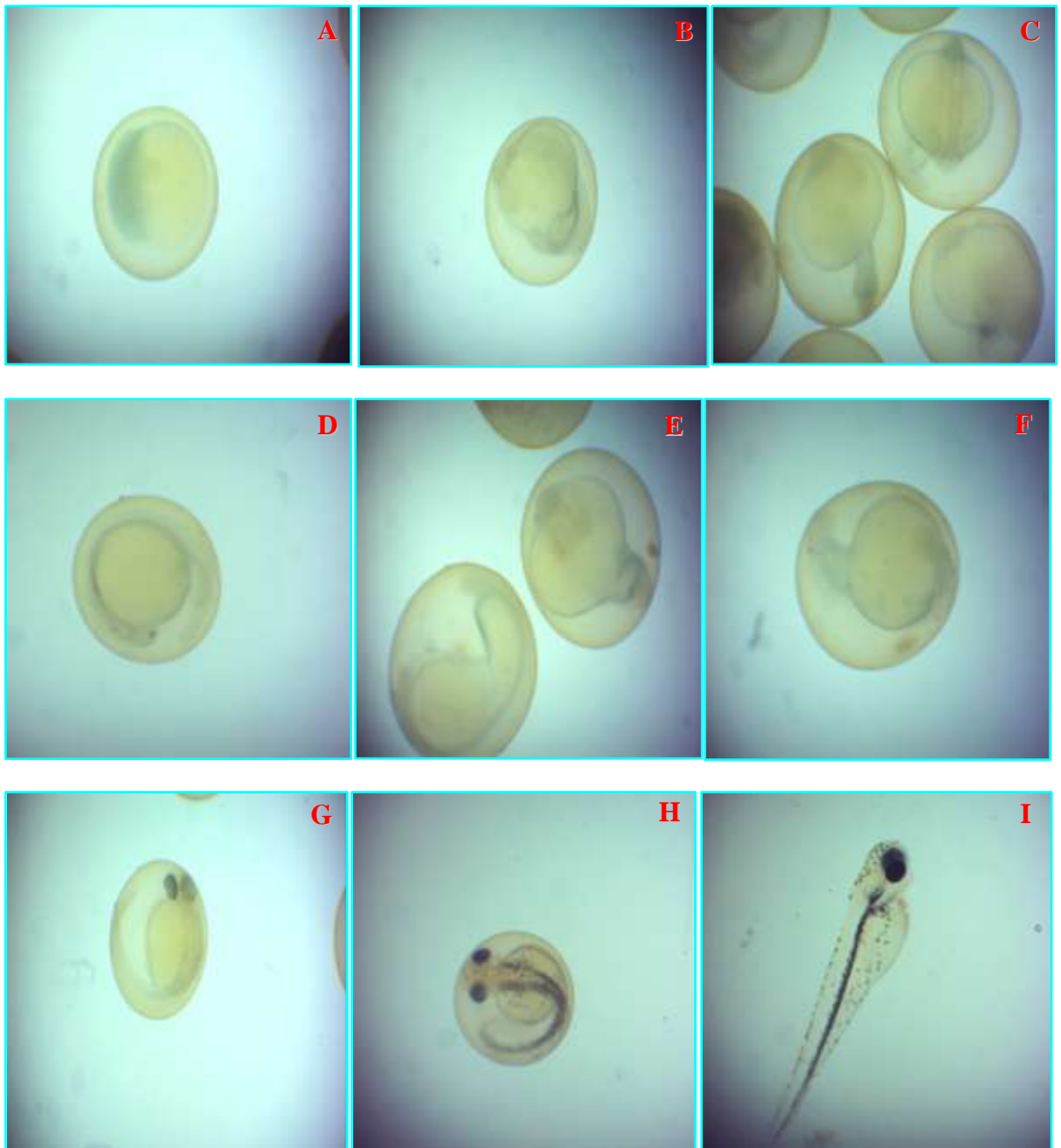


Figure 36. Différents stades de développement embryonnaire de la carpe commune *Cyprinus Carpio* (A : Stade morula ; B : blastule ; C : gastrula ; D : fermeture du blastopore ; E : début différenciation des axes embryonnaire ; F : formation des premiers somites ; G : stade de première mouvement ; H : avant l'éclosion ; I : Larve éclos).

4. Eclosion

La première transition ontogénique qui est l'éclosion se produit après 72 à 74 heures de l'incubation chez le sandre et à 57 heures chez la carpe commune. Cependant, à 96 et à 72 heures d'incubation et sous l'effet de la température (*S. lucioperca* : 14-15 °C ; *C. carpio* : 23-

24 °C). 29,98 % et 9,03 % des œufs sont éclos chez le *S. lucioperca* et la carpe commune *C. carpio* respectivement, ce qui a donné naissance à 14352 sandrillons et 45008 carpiens.

Etant donné la difficulté du comptage des alevins dans ce type de reproduction, nous avons utilisé une technique qui repose sur le comptage des alevins après éclosion chez les deux espèces (Tab. 16). Pour chaque lot ; l'opération a été répétée 3 fois dont un prélèvement de 0,5 L a été réalisé sur différents niveaux de l'échantillon et la moyenne a été considérée comme le nombre d'alevins dans 0,5 L.

Tableau 16. 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 ; P1 : 1^{er} prélèvement ; P2 : 2^{ème} prélèvement ; P3 : 3^{ème} prélèvement ; P : moyenne des prélèvements ; E : écart-type ; V : volume ; 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>		
Paramètres	A1	A2	A3	A4	A5	B1	B2	A
P 1	30	24	29	31	29	233	10	88
P 2	31	22	27	23	32	152	19	56
P 3	28	25	28	28	25	100	28	43
P ± E	29,66 ±	23,66 ±	28 ±	27,33 ±	28,66 ±	161,66 ±	19 ±	62,33 ±
	1,52	1,52	1	4,04	3,51	67,02	9	23,15
V (cm ³)	52	52	52	52	52	104	128	52
E (larves)	3085	2461	2912	2842	2981	33626	4864	6482
ET (larves)	14281 alevins					44972		
Fa oeufs	428200					406429		
TE (%)	29,98					9,03		

5. Mortalité

Lors de la resorption du sac vitellin le début de phénomène de cannibalisme a été observé à l'aide d'une loupe binoculaire (Fig. 36 A). Après 48h de l'éclosion, une mortalité totale des alevins de sandre *S. lucioperca* a été signalée dans 3 aquariums .

Une mortalité d'une femelle de la carpe commune *C. carpio* de 2400 g a été signalée juste après l'injection hormonale . Une infection de champignons a été observée dans une bouteille de zoug ce qui a engendré par la suite l'arrêt de développement des œufs fécondés de la carpe *C. carpio* (Fig. 36 B).

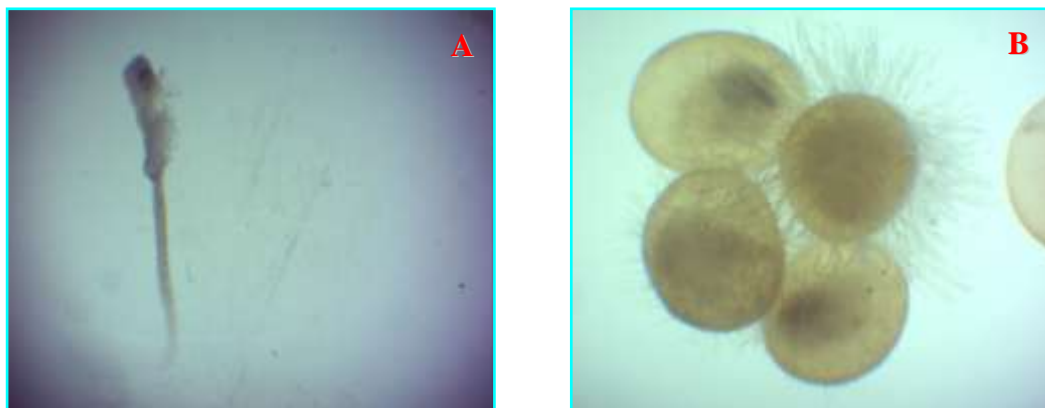


Figure 36. Cas de Cannibalisme chez le sandre *Stizostedion lucioperca* et lors de la résorption du sac vitellin (A) ; œufs de la carpe commune *Cyprinus carpio* attaqué par des champignons (B).

DISCUSSION

La reproduction avec traitement hormonal comprend le choix de l'hormone et la dose à injecter, le stripping (collecte des œufs par pression abdominale), la fécondation in vitro et l'incubation des œufs avec l'utilisation des techniques artificielles de reproduction qui impliquent l'usage ou non d'hormones naturelles ou synthétiques favorisant la maturation finale. Selon plusieurs auteurs Viveen *et al.*, (1985), de Graaf & Janssen (1996) et Gilles *et al.*, (2001), la sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de taille des poisson ainsi que celle des ovules et de leur diamètre, généralement entre 1,4 et 1,6 mm en plus . D'une autre façon, le ballonnement du ventre de poisson est un bon indice (Tamas *et al.*, 1982).

Afin de maintenir une productivité élevée lors de l'application de la reproduction contrôlée et semi contrôlée, il est nécessaire de maîtriser le cycle de la reproduction des espèces biologie surtout son aspect reproductif dont la période de reproductions, la taille de la maturité sexuelle, la sex-ration ainsi que le déterminisme environnementale (Wang *et al.*, 2010).

La sélection du sandre *S. lucioperca* et la carpe commune *C. carpio* pour la réalisation d'une reproduction contrôlée et semi contrôlée a été effectué suite aux stades de maturation chez la femelle du sandre ainsi qu'en période de reproduction de ces deux espèces. Selon les travaux réalisés sur l'aspect reproductif, la période de ponte se situe en mars-avril lorsque l'eau atteint environ 12 °C ce qui entre dans les valeurs habituellement décrites pour le sandre, à savoir entre mars et mai à des températures comprises entre 8 et 15 °C (Deelder & Willemsen, 1964 : Pascale, 1996). Tandis que, Pascale (1996) et Lappalainen *et al.*, (2003), déclare que le sandre se reproduit généralement entre avril et juin. En Algérie la période de reproduction de cette espèce est située entre mars et mai (Meddour *et al.*, 2005). Alors qu'elle se déroule en fin février à la première quinzaine de mars dans le barrage de Sidi Salem en Tunisie (Toujani *et al.*, 2000). Cependant, son optimum thermique de la reproduction est de 14-18 °C (Kucharczyk *et al.*, 2007). Par contre, la carpe commune supporte des températures pouvant aller de 3 à 35 °C et son optimum de reproduction est de 15-20 °C (Kucharczyk *et al.*, 2007), ce qui lui permet de se reproduire pendant toute l'année dans les zones tropicale et saisonnièrement dans les eaux tempérées (Alikunhi, 1966). La période de ponte de la carpe montre de grandes variations dans les différentes aires de sa répartition. Sur les côtes tunisienne, la période de ponte de *C. carpio* est relativement étalé mais dont la majorité s'effectue en mars à juillet (Hajlaoui *et al.*, 2016). En Turquie, la période de ponte de cette

espèce est courte, elle s'étale entre les mois de juin et de juillet (Karatas, 2005 ; Mert, 2008). En Espagne elle s'étale du mois d'avril jusqu'au mois de juin (Fernandez-Delgado, 1990). Selon Crivelli (1981), la ponte de cette espèce a lieu entre mars et août en France (Camargue). Par contre, au Kenya la carpe se reproduit toute l'année (Ougi, 2001). Les carpes ont donc tendance à s'adapter aux latitudes dans lesquelles elles se trouvent. La photopériode et la température subie probablement une augmentation de façon un peu plus prématurée en Afrique comparativement aux latitudes supérieures.

La détermination de l'âge des poissons s'effectue à l'aide d'une méthode directe (Scalimétrie) pour déterminer la relation qui existe entre la fécondité absolue et relative avec l'âge de ces deux espèces d'intérêt aquacoles dont elle est prouvée chez d'autres poissons (McDonough *et al.*, 2003). 5 groupes d'âge (1^+ - 5^+) ont été isolés de l'échantillon des géniteurs du sandre, alors que Pollet (2004) a été relevé 8 groupes d'âge à Fumemorte de 0^+ à 7^+ contre 6 dans le Bouic pour des tailles comprises entre 146 mm et 746 mm et entre 148 mm et 690 mm. La taille moyenne de l'âge 1^+ de nos poissons (598 mm) est inférieure à celle observée par Pollet (2004). L'optimum thermique pour la croissance du sandre se situe aux alentours de 28-30 °C (Hokanson, 1977) mais ces températures sont rarement atteintes dans les eaux des latitudes élevées si ce n'est, éventuellement, sur de courtes périodes. La croissance du sandre est donc probablement limitée par les valeurs et les variations de température. La détermination de l'âge de la carpe commune *C. carpio* s'effectue également à l'aide des coupes transversales au niveau des épines des nageoires ainsi que les méthodes de distribution de fréquence (Lamry, 2012). Ce dernier, a pu déterminer 10 groupes d'âge de 0^+ - 9^+ , contre 6 de nos échantillons. Les tailles moyennes correspondantes à chaque âge semblent être similaires à nos résultats.

Nous avons observé une différence de la croissance relative entre les sexes ; ce qui se traduit par une croissance rapide chez les femelles. Ces résultats correspondent à ceux de Gerdeaux (1986) et Willemsen (1977), contrairement à ceux de Giovinazzo *et al.* (1999) où les mâles croissent rapidement par rapport aux femelles. Cependant, il n'est pas le cas dans les travaux de Lehtonen (1983), où il n'existe pas de différence significative de croissance entre les deux sexes. La longueur maximale de sandre observée dans le Fumemorte se situe parmi les valeurs les plus fortes avec des individus de plus de 750 mm (7 ans).

L'équation de l'allométrie calculée dans cette étude pour les sandres, est similaire à celles mesurées sur la population du lac Peipsi ($b=3,11$ et $b=3,06$, respectivement en 1994 et

1995) (Kangur & Kangur, 1996), la population du barrage Batak ($b=3,08$) (Petrova & Zivkov, 1988), la population des réservoirs Treignac et Castillon ($b=3,05$ et $b=3,25$) (Argillier, 2012) et la population de la retenue collinaire de Cap Djenet ($b = 3,05$) (Bouamra *et al.*, 2013). Tandis qu'au barrage Ghrib l'allométrie est minorante, ce qui signifie en terme de croissance, que le développement du corps (croissance pondérale) est moins rapide que celui de la taille (Bouamra *et al.*, 2013) Par contre, la croissance de la carpe commune est dépendante des caractéristiques du biotope. Deux facteurs limitent les performances de croissance : la température et la teneur en oxygène dissous. La température agit sur le coefficient de rétention de l'azote, et donc, sur la croissance pondérale des poissons. La relation entre température et croissance pondérale est positive (Cho, 1986). Une croissance majorante a été signalée chez les mâles ($b = 3,08$) et les femelle ($b = 3,34$) de *C. carpio* ainsi qu'une isométrie de croissance chez la population totale de barrage de Lakhal en Algérie (Lamry, 2012).

Cette étude montre l'importance du traitement hormonale pour la reproduction semi-contrôlée chez les deux sexes du sandre. La température moyenne pendant le temps de latence varie entre $13,75 \pm 3,03$ °C et $15,21 \pm 2,75$, ce qui est identique aux résultats de Blecha *et al.* (2016) ou la température de latence est 14,8 °C. Tandis que, Zakes et Demska-Zakes (2009) recommande une température de 14–16°C comme température optimale pour le sandre. En générale, les femelles ne se reproduisent pas naturellement en captivité sans traitement hormonal (Zakes and Szczepkowski 2004; Kucharczyk *et al.* 2007), par contre, l'influence du traitement hormonal des mâle du sandre est encore obscure. Les hormones injectées à nos sandres sont communément utilisées par Blecha *et al.* (2016), Ronyai (2007), Sosinski (2007) et Kristan *et al.* (2013) avec une dose de 500 UI /kg de HCG.

Contrairement à la reproduction semi-artificielle du sandre, la reproduction artificielle de la carpe a été effectué avec l'utilisation de 0,5 ml/kg de l'hypophyse et 1ml de l'ovaprime et l'ovapel. Ce qui le cas de la carpe Koï de Pakistaine dont ils ont étulisé 0,5 ml/kg de l'ovaprim, qui est considéré comme la mieilleur dose d'induction de ponte des carpes (Malik *et al.*, 2014).

La ponte des femelles de *S. lucioperca* se déroule après 96,4 h à une température moyenne de $15,0 \pm 0,5$ °C (Blecha *et al.*, 2016) et après 92,4 h à $18,05 \pm 6,93$ °C (Kristan *et al.*, 2013), en comparaison avec nos résultats ou les femelles déposent leurs œufs à une température moyenne de $16,98 \pm 0,74$ °C après 66 de latence. La fertilisation des œufs et la fécondation dépend de la qualité des spermatozoïdes ce qui est signalé par Ronyai (2007),

Kristan *et al.* (2013) et Blecha *et al.* (2016). Tanid que, 11 h de temps de latence après l'injection hormonale est le temps moyen idéal d'un massage abdominale de la carpe commune, afin de pouvoir prélever des gamètes mâles et femelles à une température moyenne de $22,5 \pm 1,03$ °C. Ces résultats sont inférieurs à ceux des autres travaux d'inséminations artificielles de cette espèce et supérieurs à celle obtenue par Cacot (2006) (5 heures). Chikhaoui (2015), a pu récupérer les gamètes 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 où 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).

L'incubation s'effectue à 89,9 et 90,4 degrés jours chez le sandre capturé de la République Tchèque (Blecha *et al.*, 2016), tandis qu'elle se produit habituellement à 65–110 degrés jours selon (Schlumberger & Proteau, 1996) à une température de l'eau de 14–15°C. Cette durée est inférieure par rapport à celle de la carpe qui est égale à 240-300 degrés jours.

La réussite de l'incubation se matérialise par le bon déroulement du développement embryonnaire chez les poissons avec l'assurance des conditions favorables et surtout les paramètres physico-chimiques que ce soit dans la reproduction semi-contrôlée ou contrôlée. Cependant, les valeurs de la température de l'incubation (16 °C) et l'oxygène dissous ($5,99 \pm 0,27$ mg/l et $6,47 \pm 0,30$ mg/l) de ce travail, 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 situer entre 7,2 et 7,8 (Pascal *et al.*, 2005). En ce qui concerne la carpe commune *C. carpio*, la température de développement embryonnaire varie entre 22 et 24° C (Kucharczyk *et al.*, 2007). 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.

$77,9 \pm 15,5$ % œufs éclosent après 4 jours chez le sandre du Danemark avec une grande mortalité au cours des 48 h. le nombre des larves est 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.

Zivkov & Petrova (1993) ont mis en évidence qu'une relation de type puissante entre la fécondité absolue et la taille des femelles impliquait une maturation précoce, ce qui

corrobore nos résultats dont il existe une corrélation hautement significative entre la fécondité absolue et la taille des femelles chez le sandre. La diminution de la fécondité relative avec l'augmentation de la taille des femelles indique que le potentiel reproducteur de la population serait surtout fondé sur les jeunes femelles (Feiner & Höök, 2015). Bien que ce type de relation n'ait jamais été clairement établi chez le sandre (Lappalainen *et al.*, 2003), ceci est probablement dû à une durée de vie relativement courte des sandres de nos plans d'eau (retenue collinaire et barrag) qui amènerait les jeunes femelles à exprimer au plus tôt leur potentiel reproducteur maximum, sous peine de mettre en péril la survie de la population.

La fécondité absolue augmente avec la taille des femelles de *S. luciopera* ($P \leq 0,01$), tandis que la fécondité relative décroît linéairement avec la taille. elle 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 varient 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. Alors que, celle de *C. carpio* de lac Oubeira et de la retenue collinaire de Zaïri est d'une moyenne de 101607 œufs, ce qui est supérieure à celle signalée dans le barrage de Merdjjet Sidi Abbas à ghelizaine (48250 ± 3478 œufs) pour des femelles de longueur totale comprise entre 407 mm et 430 mm (Bensahla Talet, 2013). Une corrélation très hautement significative entre la fécondité absolue et la longueur ($r^2 = 0,92$), ainsi que la le poids totale ($r^2 = 0,92$) rapportée par les même auteurs. Cependant, la fécondité absolue de *C. carpio* étudiée par Vysheslavtseva (1956) varie de 145000 à 1500000 œufs. Les valeurs retrouvées dans notre étude sont nettement inférieures à ceux signalées par les autres auteurs. Le nombre moyen des œufs pondus par femelle est d'approximativement 2046317 œufs dans le barrage de Khala (Lamry, 2012). La fécondité varie en fonction de l'adaptation de l'espèce à son habitat ainsi que son environnement (Witthames *et al.*, 1995).

Il a été montré que la chance de survie des larves est d'autant plus importante qu'elles sont grandes. Nous pouvons donc raisonnablement affirmer que dans la retenue de Zaïri et le barrage Bouhamdane, les femelles plus âgées du sandre investissent dans la reproduction plus en termes de survie des larves qu'en termes d'effectif.

Toutes les femelles de *S. lucioperca* ont répondu au traitement hormonal, contrairement à ceux de la carpe commune qui n'ont pas totalement fait à l'exception de 4/13 femelles traitées. Les problèmes de dosage, d'une part, et d'approvisionnement, d'autre part, constituent les inconvénients de la méthode d'hypophysation. Les premiers découlent en grande partie de la grossièreté de la méthode : l'activité d'un extrait dépend de l'âge, du sexe et du degré de maturité du donneur, tout comme les méthodes de collecte et de conservation d'hypophysés (Jalabert *et al.*, 1977). Néanmoins, les manipulations, la captivité, le stress peuvent bloquer les différentes phases de la gamétogenèse, agir sur la fécondité ou la qualité des gamètes (Billard *et al.*, 1980). Cependant, l'induction par traitement hormonal semble être la méthode la plus efficace dans la reproduction semi-artificielle et artificielle (Horvath *et al.*, 1981). Cette méthode très utilisée doit se faire avec une grande prudence en respectant les concentrations prescrites pour chaque espèce de poissons (Zakes *et al.*, 2005).

Cependant, en plus de l'hormone utilisée dans nos expériences (ovaprime : LH-RHa + antagoniste de la dopamine : 0,5 ml kg⁻¹ de femelle), HCG, Ovapel et l'hypophyse ; plusieurs autres hormones sont couramment utilisées en intramusculaire ou en sous-cutané pour induire la maturation finale ou l'ovulation chez les femelles de la carpe et le sandre tel que la gonadotrophine (GtH) (Steffens *et al.*, 1996 ; Demska-Zakes & Zakes, 2002 ; Zakes & Szczepkowski, 2004 ; Kaszubowski, 2005). Les meilleurs résultats ont été observés au niveau des individus injectés par l'HCG, qui permet d'induire avec succès la maturation et l'ovulation ce qui est en accord avec Richter (1976). Le traitement par l'HCG permet d'induire avec succès la maturation, l'ovulation et la ponte chez les femelles de sandre (Richter, 1976 ; Mollah & Tan, 1983) ainsi que les mâles qui provoquent le développement des testicules et les vésicules séminales et stimulent la spermatogénèse (Sathyanarayana-Rao *et al.* 1979). Cependant, dans certaines conditions, l'utilisation de suspensions hypophysaires de carpe, de poissons-chats, de tilapia ou de grenouille lui est pourtant préférée (Ducarme & Micha, 2003 ; Adebayo & Fagbenro, 2004). L'ovaprim est utilisé également chez la carpe koï avec une dose de 0,5 ml/kg chez les femelles et 0,2ml/kg male entre la base de la nageoire anale et région intrapéritonéale (Malik *et al.*, 2014). La réussite de l'utilisation de l'ovaprime chez la carpe commune est signalée par plusieurs auteurs (Pandey & Singh 1997 ; Mijkherjee *et al.*, 2002 ; Sharma & Singh, 2002 ; Szabó, 2003 ; Sarkar *et al.*, 2004). Généralement, la réponse des poissons traités avec l'ovaprim a été bien étudiée en fonction de la réussite de la reproduction, la fécondité, le taux de fertilisation ainsi que le taux d'éclosion. Chez les poissons-carpes,

l'hormone ovaprim résout de nombreux problèmes liés à la production de carpe. L'hormone ovaprim n'est pas utile de minimiser les mortalités pendant l'induction de ponte mais réduit le temps du cycle reproductif des espèces (Nandeeshha *et al.*, 1990 ; Das, 2004 ; Naeem *et al.*, 2005 a & b). Plusieurs études sur la fécondité et l'induction de ponte par l'ovaprim ont été faites chez les différentes espèces de carpe en Pakistane tels que *Labeo rohita* et *Cirrhinus mirigala* (Khan *et al.*, 1992), *Aristichthys nobilis* (Naeem & Salam, 2005), *Catla catla* (Naeem *et al.*, 2005 a) et *Hypophthalmichthys molitrix* (Naeem *et al.*, 2005 b).

Chez la femelle de certaines espèces de poissons, la maturation ovocytaire et l'ovulation ont été provoquées par l'administration d'extraits hypophysaires (Carreon *et al.*, 1973 ; Schoonbe *et al.*, 1980; Hecht *et al.*, 1982) ou encore après traitement combiné d'extraits hypophysaires de carpes et de HCG (Schoonbee *et al.*, 1980).

Après l'éclosion, les larves du sandre *S.lucioperca* 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).

.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).

CONCLUSION

Notre étude porte sur la comparaison entre la reproduction artificielle de la carpe commune *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758) et la reproduction semi artificiel du sandre *Stizotiedion lucioperca* (Linnaeus, 1758), en milieu artificiel au niveau de la station Ouricia, annexes du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA), dans la willaya de Setif.

L'induction de ponte a été réalisée avec succès (100 %), par une dose d'une seule injection de 600UI/kg de HCG, 1ml/kg de l'ovaprim et de l'ovapel chez les femelles et les males du sandre *S.lucioperca*. tandi que, seulement 30,76 % des femelles de *C. carpio* induites hormonalement ont répondu aux différentes doses injectées de l'hypophyse (0,5 ml/kg), l'ovaprime et l'ovapel (1ml/kg). La reproduction avec traitement hormonal comprend le choix de l'hormone et la dose à injecter, le stripping (collecte des œufs par pression abdominale), la fécondation in vitro et l'incubation des œufs avec l'utilisation des techniques artificielles de reproduction qui impliquent l'usage ou non d'hormones naturelles ou synthétiques favorisant la maturation finale.

La ponte des femelles de *S. lucioperca* se déroule à une température moyenne de $16,98 \pm 0,74$ °C après 66 h de latence. Tanid que, 11 h seulement de temps de latence après l'injection hormonale est le temps moyen idéale d'un massage abdominale de la carpe commune, afin de pouvoir prélever des gamètes mâles et femelles à une température moyenne de $22,5 \pm 1,03$ °C. Les valeurs moyennes de la température sont conforme à l'intervalle signalé par la littérature.

L'incubation s'effectue 70-100 °J chez le sandre à une température comprise entre 14–15°C et à 240-300 °J chez la carpe. La réussite de l'incubation se matérialise par le bon déroulement du développement embryonnaire chez les poissons avec l'assurance des conditions favorable eet surtout les paramètres physico-chimiques que ce soit dans la reproduction semi-contrôlée ou contrôlée.

Les résultats obtenus montrent que les propriétés physico-chimiques de l'eau lors de l'élevage notamment la température, l'oxygène dissous ainsi que le pH de l'eau ont influencé sur le contionnement, l'induction de ponte, l'incubation et l'éclosion des œufs issue de la reproduction contrôlée et semi-contrôlée de la carpe commune et le sandre respectivement.

La détermination de l'âge de ces deux espèces est pour objectif principal d'étudier la relation entre la fécondité absolue et l'âge ainsi que les paramètres métriques et pondéraux ce qui est concrétisé par une corrélation hautement significative chez les mâles, les femelles et la population totale de *C. carpio* et *S. lucioperca*. La fécondité absolue varie entre 48200 et 7400 œufs chez le sandre et entre 73353 et 123984 œufs chez la carpe

9,03 % œufs éclosent après 45 h chez la carpe commune de nos plans d'eau, 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.

En perspective et afin d'obtenir de bons résultats il faut :

- Documenter afin de connaître la biologie de l'espèce étudiée.
- Choisir les bonnes hormones administrées chez chaque espèce ainsi que les doses appropriées.
- Sélectionner les géniteurs selon la maturation, l'âge, le poids, la période d'étude, ... etc.
- Assurez un bon conditionnement des géniteurs (alimentations et paramètres physico-chimiques).
- Il faut éviter tout contact des ovules avec l'eau lors du stripping.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

- Adebayo, O.T. & Fagbenro, O.A., 2004. Induced ovulation and spawning of pond raised African giant catfish, *Heterobranchus bidorsalis* by exogenous hormones. *Aquaculture*, 242, 229-236.
- 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.
- Amara, R., Laffargue, P., Dewarumez, J.M., Marinyak, C., Lagardere, F. & Luczac, C., 2001. Feeding ecology and growth of O-group faldfish (sole, dab and plaice) on a nursery ground (southern bight of the Nord Sea). *J. Fish. Biol.* 58: 788-803.
- Anonyme, 2013. Données du Centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture.
- Anonyme, 1981. ICCILMB, Interim Committee for Coordination of Investigations of the Lower Mekong Basin. Mekong aquacultural achievements in the Lao PDR through projects supported by the Netherlands. Report by the Secretariat, MKG/91, 16 pp.
- 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.
- Anderson, R. & Gutreuter, S., 1983. Length, weight, and associated structural indices. In: Nielsen, L., Johnson, D. (eds.), *Fis. Tech.* American Fisheries Society, pp. 283-300.
- Argillier, C., Barral, M. & Irz, P., 2012. Growth and diet of pikeperch *Sander lucioperca* (L.) in two French reservoirs. *Arch. Pol. Fish.* 20: 191-200.
- Azevedo, J.M.N., Leitão, M.M.C.S., Borges, I., Moreira R. & Patrício, R., 2004. Ensaio de Quantificação de Fauna Piscícola de Lagoas em São Miguel (Açores). Centro de Investigação dos Recursos Naturais e Departamento de Biologia, Universidade de Açores, Rua Mãe de Deus, 9501-801 PONTA DELGADA.

B

- Bacha, & Chauvelon, 1990. Retrocalcul et otolithométrie sans contrainte de standardisation de lecture. *Coll. National Bondy*. 1991: 128-138.
- Baensch, H.A. & Riehl, R., 1991. Aquarien atlas. Bd. 3. Melle: Mergus, Verlag für Natur- und Heimtierkunde, Germany. 1104 p.
- Bagarinao, T., 1986. Yolk resorption, onset of feeding and survival potential of larvae of three tropical marine fish species reared in the hatchery. *Mar. Biol.* 91: 449
- Balon, E.K., 1990. Epigenesis of an epigeneticist: the development of some alternative concepts on the early ontogeny and evolution of fishes. *Guelph Ichthyol. Rev.* 1:1-48.
- Balon, E.K., 1995. Origin and domestication of the wild carp, *Cyprinus carpio*: from Roman gourments to the swimming flowers. *Aquaculture*, 129: 3-48.

- Bartley, D.M., 2006. Introduced species in fisheries and aquaculture: information for responsible use and control (CD-ROM). Rome, FAO.
- Basilewsky, S., 1855. Ichthyographia Chinae borealis. Nouveaux mémoires de la Société impériale des naturalistes de Moscou v. 10: 215-263, Pls. 1-9.
- 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.
- Belaifa, B., 2011. Contribution à l'étude du régime alimentaire du sandre *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758), dans trois systèmes lacustres algériens (W. Boumerdès, Skikda et Ain Defla). Mémoire de Magister. Université des sciences et de la technologie Houari Boumedienne. Algérie. 54 p.
- 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. Conference: 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.
- Bianco, P.G. and V. Ketmaier, 2001. Anthropogenic changes in the freshwater fish fauna of Italy, with reference to the central region and *Barbus graellsii*, a newly established alien species of Iberian origin. *J. Fish Biol.* 59(Suppl.A):190-208.
- 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.
- Blecha, M., Samarin, A.M., Křišťan, J. & Policar, T., 2016. Benefits of hormone treatment of both sexes in semi-artificial reproduction of pikeperch (*Sander lucioperca* L.). *Czech J. Anim. Sci.*, 61, (5): 203–208.
- 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.
- Bouamra, A., Belaifa, B., Attou, F., Arab, Y.I. et ARAB, A., 2013. Comparaison de la croissance du sandre *Sander lucioperca* (L., 1758) dans deux étages bioclimatiques différents. USTHB-FBS-4TH International congress of the populations & Animal communitie « Dynamique & Biodiversity of the terrestrial & aquatic Ecosystems » CIPAC4 TAGHIT (BECHAR°-ALGERIA, 19-21 November, 2013.

- Bouamra, A., 2011. Etude de la croissance du sandre *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758), dans trois systèmes lacustres Algériens (Ain Defla, Boumerdès et Skikd). Mémoire de Magister. Université des sciences et de la technologie Houari Boumedianne. Algérie. 50p.
- 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.
- Blanc, M., Gaudet, J.-L., Banarescu P. & Hureau, J.-C., 1971. European inland water fish. A multilingual catalogue. Fishing News (Books) Ltd., London.
- C
- Cailliet, G.M., Andrews, A.H., Burton, E.J., Watters, D.L., Kline, D.E. & Ferry-Graham, L.A. 2001. Age determination and validation studies of marine fishes: do deep-dwellers live longer? *Exp. Gerontol.* 36: 739-764.
- Campana, S.E., 2001. Accuracy, precision and quality control in age determination, including a review of the use and abuse of age validation methods. *J. Fish. Biol.*, 59: 197-242.
- Carroll, R., 1988. Vertebrate paleontology and evolution. W.H. Freeman, New York. 698 p.
- Casselman, J.M. 1987. Determination of age and growth. In: Weatherley, A.H., Gill, H.S. (eds.), *The Biology of Fish Growth*. Academic Press, London, pp. 209-242.
- 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.
- Charlon, N. & Bergot, P., 1984. Rearing system for feeding fish larvae on dry diets. Trial with carp (*Cyprinus carpio* L.) larvae. *Aquaculture* 41:1-9.
- Chiba, K., Taki, Y., Sakai K. & Oozeki, Y., 1989. Present status of aquatic organisms introduced into Japan. p. 63-70. In S.S. De Silva (ed.) *Exotic aquatic organisms in Asia. Proceedings of the Workshop on Introduction of Exotic Aquatic Organisms in Asia. Spec. Publ. Asian Fish. Soc.* 3, 154 p.
- 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. *Journal of Fish Biology*. 18: 271-290
- Csavas, I., 1983. Establishment of a National Warmwater Fish Seed Production Centre, Gayleghug, Bhutan. FAO FI:DP/BHU/80/007. Field Document 2. 21 p.
- Cuvier, G., 1828. Histoire naturelle des poissons. Tome second. Livre Troisième. Des poissons de la famille des perches, ou des percoïdes. v. 2: i-xxi + 2 pp. + 1-490, Pls. 9-40.
- Cuvier, G. & Valenciennes, A., 1842. Histoire naturelle des poissons. Tome seizième. Livre dix-huitième. Les Cyprinoïdes. v. 16: i-xx + 1-472, Pls. 456-487.

D

- Dabrowski, K., 1975. Point of no return in the early life of fishes. An energetic attempt to define the food minimum. *Wiad. Ekol.* 21:277-293.
- Das, S. K. (2004). Evaluation of a new spawning agent, Ovopel in induced breeding of Indian carps. *Asian Fish. Sci.* 7: 33-322.
- Deelder C. & Willemsen J., 1964. Synopsis of biological data of pike-perch *Lucioperca lucioperca* (Linnaeus 1758), Rome.
- De Graaf, G & Janssen, J., 1996. Artificial reproduction and pond rearing of the African catfish, *Clarias gariepinus* in sub-Saharan Africa. *FAO Fisheries Technical paper 362*, FAO, Rome, 100 p.
- 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.
- Ducarme, C & Micha, J.C., 2003. Technique de production intensive du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*. *Tropicultura*, 21, 4 : 189-198

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.
- Erdman, D.S., 1984. Exotic fishes in Puerto Rico. p. 162-176. In W.R. Courtney, Jr. and J.R. Stauffer, Jr. (eds.) Distribution, biology and management of exotic fishes. Johns Hopkins University Press, Baltimore, USA.
- Erm, V., 1981. Population parameters and assessment of the degree of pikeperch exploitation in the Pärnu Bay. *Rybokhazjatv. issledov. BaltNIIRH* 16:46-63.
- Eschmeyer, W.N., Fong, J.D., 2015. the *Catalog of Fishes*, California Academy of Sciences.
- 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 département 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 20012).
- Feiner Z.S, & Höök TO., 2015. Environmental Biology of Percid Fishes. In: Kestemont P, Dabrowski K, Summerfelt RC (eds.), Biology and Culture of Percid Fishes. Dordrecht: *Springer Verlag*; :61-100.
- Fernandez-Delgado, C., 1990.- Life history patterns of the common carp, *Cyprinus carpio*, in the estuary of the Guadalquivir river in south-west Spain. *Hydrobiologia*, 206, 19-28.
- Fontaine, P. & Le Bail, P.Y., 2004. Domestication et croissance chez les poissons. *INRA Prod. Anim.* 17 (3) : 217-225.

Frankiewicz P., Dabrowski K. & Zalewski M., 1996. Mechanism of establishing bimodality in a size distribution of age-0 pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.) in the Sulejow Reservoir, Central Poland. *Annals Zoologici Fennici* 33: 321-327.

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.

Gayanilo, F.C & Pauly, P., 1996. F.A.O.ICLARM Stock assessment Tools (FISAT). Reference Manual. F.A.O. Computerized information Service N° 8.

Gerdeaux, D., 1986. Ecologie du gardon (*Rutilus rutilus* L.) et du sandre (*Lucioperca lucioperca* L.) dans le lac de Créteil de 1977 à 1982. Etude de la ligulose du gardon Sciences Naturelles: Université Pierre et Marie Curie, Paris VI. 161 pp.

Gerstmeier, R. & Romig, T. 1998. Die Süßwasserfische Europas: für Naturfreunde und Angler. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart, Germany. 368 p.

Golani, D. & D. Mires, 2000. Introduction of fishes to the freshwater system of Israel. *Isr. J. Aquacult. / Bamidgah* 52(2):47-60.

Gonçalves, J.M.S., Bentes, L., Lino, P.G., Ribeiro, J., Canário, A.V.M. & Erzini, K. 1997. Weight-length relationships for selected fish species of the small-scale demersal fisheries of the south and south-west coast of Portugal. *Fish. Res.*, 30: 253-256.

Gourri, B., 2015 . Etude de biodiversité faunistique urbaine et pré-urbaine de la ville de setif. Mémoire de Master. 115 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.

Giovinazzo G, Carosi A, Dörr AJM, Lorenzoni M, Petesse ML, & Mearelli M. 1999. Accrescimento di *Stizostedion lucioperca* (Linnaeus, 1758) nel medio corso del Fiume Tevere. *Quaderni ETP* 28: 169-173.

H

HAJLAOUI, W., MILI, S., TROUDI, D. et MISSAOUI, H. 2016. ÉTUDE 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

Hecht, T. & Pienaar, A.G., 1993. A review of cannibalism and its implications in fish larviculture. *J. World Aquac. Soc.* 24: 246-261.

Hecht, T., Oellermann, L & Verhust, L., 1996. Perspectives on clariid catfish culture in Africa. *Aquat. Living Resour.*, 9 (Hors série), P. 197-206 .

- Helfman, G., Collette B. & Facey, D.1997. The diversity of fishes. Blackwell Science, Malden, MA. 528 p.
- 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.
- Holcík, J., 1991. Fish introductions in Europe with particular reference to its central and eastern part. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 48 (Suppl. 1):13-23.
- Hinton, 1962. Horned shark, gar, mormyrid, characin, carp, armored catfish, arowana, upside down catfish. Not given.
- Horvath, L., 1978. Relation between ovulation and water temperature in farmed cyprinids. *Aquaculture Hungarica, Szarvas, Hungary, 1*, 58 - 65.
- Houde, E.D. & C.E. Zastrow, 1993. Ecosystem- and taxon-specific dynamic and energetics properties of fish larvae assemblages. *Bull. Mar. Sci.* 53(2):290-335.

J

- Jalabert, B., Breton, B., Brzuska, E., Postier, A & Wieniawski, J. 1977. A new tool for induced spawning. The use of 17 α hydroxy-2 β dihydroprogesterone to spawn carp at low temperature. *Aquaculture (Pays-Bas)*, 10, 353-364.
- Juliano, R.O., R.D. Guerrero III & Ronquillo, I., 1989. The introduction of exotic aquatic species in the Philippines. p. 83-90. In S.S. De Silva (ed.) *Exotic aquatic organisms in Asia. Proceedings of the Workshop on Introduction of Exotic Aquatic Organisms in Asia.* Asian Fish. Soc. Spec. Publ. 3, 154 p. Asian Fisheries Society, Manila, Philippines.
- Jørgensen, S.E. 1979. Handbook of environmental data and ecological parameters. Int. Soc. Ecol. Modelling. Copenhagen.
- Jitariu, P., Badilita M. & Costea, E. 1971. Oxygen consumption during early stages in some selected breeds of carp in comparison with a local nonselected breed. *Stud. Cercet. Biol. Ser. Zool.* 23:213-217.

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., 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.
- Kamilov, G. & Z.U. Urchinov, 1995. Fish and fisheries in Uzbekistan under the impact of irrigated agriculture. p. 10-41 In T. Petr (ed.) Inland fisheries under the impact of irrigated agriculture: Central Asia. FAO Fisheries Circular No. 894.
- Kangur A. & Kangur P., 1996. The condition, length and age distribution of pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.) in Lake Peipsi. *Hydrobiologia* 338: 179-183.
- Karami, M, Alimon, A.R., Goh, Y.M., Awis, Q.S. & Ivan, M. 2010 Effects of dietary herbal antioxidants supplemented on feedlot growth performance and carcass composition of male goats. *Am J Anim Vet Sci.* ;5:33–39.
- Kaszubowski, D., Targońska, K., Zarski, D., Kujawa, R. & Mamcarz, A., 2008. A review of the reproduction biotechnology for fish from the genus *Leuciscus*. *Arch. Pol. Fish.* 16 (4): 319-340.
- Karatas, M. & Sezer, M., 2005. Reproduction characteristics of population of carp (*Cyprinus carpio*) inhabiting in Almus Dame Lake, Turkey. *J. Biol. Sci.*, 5 (9), 119-123.
- Kaushik, S.J. & Dabrowski, K. 1983. Postprandial metabolic changes in larval and juvenile carp (*Cyprinus carpio*). *Reprod. Nutr. Dev.* 23:223-234.
- 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-Koskowski, 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.
- Khan M. N., M. Y. Janjua, & M. Naeem (1992). Breeding of carps with Ovaprim (LH-RH Analogue) at Fish Hatchery Islamabad, Proceeding. Pakistan Congress of Zool. 2: 545-552.
- Khatal Y. & Remili A., (1992). Reproduction artificielle ou semi-contrôlée de *Stizostedion lucioperca*, *Cyprinus carpio*, *Hypophthalmichthys molitrix*, *Hypophthalmichthys (Aristichthys) nobilis*, *Carassius auratus*. Concepts et expérimentations. Mémoire d'ingénieurs d'état en aquaculture, Université Annaba, (1992), 49 p.
- Khalifa, O.F., 2015. Contribution à l'étude de la dynamique du sandre (*Sander lucioperca*, Linnaeus, 1758) dans le barrage de Grib. Mémoire de Master de l'Université Djilali Boounaama de Khemis Meliana, Algérie.
- 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.
- 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
- Lacepède, B. G. E. 1802. Histoire naturelle des poissons. v. 4: i-xliv + 1-728, Pl. 1-16.
- Lacepède, B. G. E. 1803. Histoire naturelle des poissons. v. 5: i-lxviii + 1-803 + index, Pls. 1-21. [Publication date: Hureau & Monod 1973, v. 2: 323]
- Layadi, A., 2015. Rapport de stage sur la reproduction artificielle des carpes chinoises à l'écloserie de l'Ouricia-wilaya de Sétif. Institut technologique de la pêche et de l'aquaculture d'Oran. 50 p.
- Lehtonen H, Hansson S, & Winkler H. 1996. Biology and exploitation of pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.), in the Baltic Sea area. *Annales Zoologici Fennici* 33: 525-535.
- Lehtonen H., & Toivonen J., 1987. Migration of pike-perch, *Stizostedion lucioperca* (L.), in different coastal waters in the Baltic Sea. Finnish *Fisheries Research* 7:24–30.
- Lehtonen, H., S. Hansson & H. Winkler, 1996. Biology and exploitation of pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.), in the Baltic Sea area. *Ann. Zool. Fenn.* 33:525-535.
- Legendre, M., linhart, O. & Billard, R., 1996. Spawning and management of gametes, fertilized egg as and embryos in siluroidei-Aqua-Living Resour.,p-59-80.
- 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 Boumedienne. Algérie. 90 p.

- Linnaeus, C. 1758. *Systema Naturae*, Ed. X. (*Systema naturae per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis. Tomus I. Editio decima, reformata.*) Holmiae. v. 1: i-ii + 1-824.
- 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.
- Lasserre, G., 1978. La croissance individuelle des populations ichtyologiques et ses applications. *Vie Milieu*, 28-29 (4): 549-567.
- Lehtonen H, Hansson S, & Winkler H. 1996. Biology and exploitation of pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.), in the Baltic Sea area. *Annales Zoologici Fennici* 33: 525-535.
- Lever, C., 1977. *The naturalized animals of the British Isles*. London, Hutchinson. 600 p.
- Lever, C., 1996. *Naturalized fishes of the world*. Academic Press, California, USA. 408 p.
- M
- Machacek, H. 2007. *World Records Freshwater Fishing*. www.fishing-worldrecords.com, November 2007.
- Magnan D. 1999. Le sandre (*sander lucioperca* (L.)) : biologie, comportement et dynamique des population en camargne. France. 99 p.
- 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.
- Malm, A. W. 1877. Göteborgs och Bohusläns fauna, ryggradsdjuren. Göteborg Handelstidning Akteriologs Tryckeri Göteborg. 1-674, Pls. 1-9.
- McDonough CJ, William AR, Charles AW., 2003. Fecundity and spawning season of striped mullet (*Mugil cephalus* L.) in South Carolina estuaries. *Fish Bull.* 101:822-834.
- Meddour, A. ; Bouderd, K ; Remili, A. ; Khatal, Y. et Rouabah, A. 2000. Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Stizostedion lucioperca*, *Hypophthalmichthys molitrix*, *Aristichthys nobilis* en Algérie. XVIIème Congrès Vétérinaire Maghrébin, Alger 03-05 mai 2000. Société Algérienne de Médecine Vétérinaire, Union Maghrébine Vétérinaire, 41p.

- Meddour, A., Rouabah, A., Meddour-Bouderda, K., Loucif, N., Remili, A. & Khatal, Y., 2005. EXPERIMENTATIONS SUR LA REPRODUCTION ARTIFICIELLE DE SANDER LUCIOPERCA, HYPOPHTHALMICHTHYS MOLITRIX ET ARISTSCHTHYS NOBILIS EN ALGERIE. *Sciences & Technologie C* : (23), 63 – 71.
- Merrick, J.R. & G.E. Schmida, 1984. Australian freshwater fishes: biology and management. Griffin Press Ltd., South Australia. 409 p.
- Mert, R., Bulut, S. & Solak, K., 2008. Some Biological Characteristics Of *Cyprinus Carpio* (L.,1758) Inhabiting Apa Dam Lake (Konya-Turkey). Mert, Bulut ve Solak / AKÜ Fen Bilimleri Dergis., 2, 47-60.
- Meunier, F., Pascal, M. & Loubens, G. 1979. Comparaison de méthodes squelettochronologiques et considération fonctionnelles sur le tissu osseux acellulaires d'un osteichtyen du lagon néocalédonien (*Lethrinus nebulosus*) (FORSKAL, 1775). *Aquaculture*, 17: 137-157.
- M'Hetli, M., 2001. Le Sandre *Stizostedion lucioperca* (L., 1758 Téléostéens, Percidae) poisson allochtone: étude biologique et essai d'optimisation des critères d'élevage. Thèse de doctorat de l'Université de Tunis ElManar. 136 p.
- Mijkherjee, M, A. Praharaj, & S. Das, (2002) Conservation of endangered fish stocks through artificial propagation and larval rearing technique in West Bengal, India. *Aquaculture Asia*, 7: 8-14.
- Murdy, E.O., Birdsong R.S. & Musick, J.A. 1997. Fishes of Chesapeake Bay. Smithsonian Institution Press Washington and London. 324 p.
- N
- Naeem, M., Salam, A. & Jafar A. 2005 b. Induced spawning of major carp *Catla catla* by a single intermuscular injection of Ovaprim-C and fecundity at fish hatchery Islamabad, Pakistan. *J. Biol. Sci.* 5 (6): 776-780.
- Naeem, M. A., Salam, F. Diba, A. & Saghir S. 2005a. Fecundity and Induced Spawning of Silver carp, *Hypophthalmichthys molitrix* by using a Single Intramuscular Injection of ovaprim-C at Fish Hatchery Islamabad, Pakistan, Pakistan. *J. Bio. Sci.* 8(8):26-30.
- Nandeesh, M. C., Keshavanath, P. Varghese, T. J. Shetty, H. P. C. & Rao K. G. 1990. Alternate inducing agents for carp breeding, Progress in research. In: Keshavanath P, Radhakrishnan KV (eds) Carp seed production technology. Proceedings of the workshop on carp seed production technology. 2-4 September, 1988. Special Publication 2. Asian fisheries society, Indian branch, Mangalore, India. 12-16.
- Nelson, J.S., 1994. Fishes of the world. Third edition. John Wiley & Sons, Inc., New York. 600 p.
- Nelson, J.S., 1984. Fishes of the world. 2nd edition. John Wiley & Sons, Inc., New York. 523 p.
- Nikolsky, G.V., 1963. The ecology of fishes. Academic Press. 352 p.

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.
- Otémé, J.Z., Hem, S & Legendre, M., 1996 . Nouvelles espèces de poisson-chat pour le développement de la pisciculture africaine . In Legendre, M., Proteau J.P., ed. : The biology and culture of catfishes. Aquat. Living Resour., 9, hors serie : 207-217
- 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.
- Ougi, D.O. 2011. Life history traits of an equatorial common carp *Cyprinus carpio* population in relation to thermal influences on invasive populations. *Fisheries Research*, 110, 92-97.

P

- Pandey A. C. & Singh R. N. 1997. Breeding of *Catla catla* (Bhakur), *Labeo rohita* (Rohu) and *Cirrhinus mrigala* (Nain) by ovaprim injection for seed production. *J. Adv. Zool.*, 8: 38-4.
- 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.
- Peebles, E.B. & Tolley, S.G. 1988. Distribution, growth and mortality of larval spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus*: a comparison between two adjacent estuarine areas of southwest Florida. *Bull. Mar. Sci.* 42:397-410.
- 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.
- 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

- Rapp, W. L. von 1854. Die Fische des Bodensees. Jahreshefte des Vereins für Vaterländische Naturkunde in Württemberg v. 10 (no. 2): 137-175, Pls. 5-10.
- 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.
- Richardson, J. 1846. Report on the ichthyology of the seas of China and Japan. Report of the British Association for the Advancement of Science 15th meeting: 187-320.
- Richter, H.C., Luckstadt, C., Focken, U. & Becker, K. 2000. An improved procedure to assess fish condition on the basis of length-weight relationships. *Arch. Fish. Mar. Res.*, 48: 255-264.
- 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.
- Robins, C.R., R.M. Bailey, C.E. Bond, J.R. Brooker, E.A. Lachner, R.N. Lea and W.B. Scott, 1991. World fishes important to North Americans. Exclusive of species from the continental waters of the United States and Canada. *Am. Fish. Soc. Spec. Publ.* (21):243 p.
- Romero, P., 2002. An etymological dictionary of taxonomy. Madrid, unpublished.
- Ronyai, A., 2007. Induced out-of-season and seasonal tank spawning and stripping of pike perch (*Sander lucioperca* L.). *Aquaculture Research*, 38, 1144-1151.
- Rukera, T. S., Micha J.-C. & Ducarme C., 2005. Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *Tropicultura*, 23, 4 : 231- 244.
- S
- Safran, P. 1992. Theoretical analysis of the weight-length relationship in fish juveniles. *Mar. Biol.*, 112: 545-551.
- Sal'nikov, V.B., 1998. Anthropogenic migration of fish in Turkmenistan. *J. Ichthyol.* 38(8):591-602.
- Sarkar U. K., R. S. Negi, P. K Deepak, S. P Singh, S. M Srivastava, & D. Roy. 2004. Captive breeding of vulnerable Indian carp *Cirrhinus reba* with Ovaprim for conservation of wild populations. *Aquaculture. Asia*, 9: 5-7.
- Savvaitova, K.A. & T. Petr, 1999. Fish and fisheries in Lake Issyk-kul (Tien Shan), River Chu and Pamir lakes. p. 168-186. In T. Petr (ed.) Fish and fisheries at higher altitudes: Asia. FAO Fish. Tech. Pap. No. 385. FAO, Rome. 304 p.
- 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.
- Schaeffer, J. C. 1760. Epistola ad Regio-Borvssicam Societatem litterariam Dvisbvr gensem. De studii ichthyologici faciliiori ac tvtiori methodo, adiectis nonnvllis speciminibus. Weiss & Montag, Ratisbonae. 1-24, 1 pl.
- 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.
- Sharma A. P & Singh V. K., 2002. Induced breeding response of Indian major carps, viz. *Labeo rohita*, *Catla catla* and *Cirrhinus mrigala* using ovaprim and carp pituitary extract. *Indian. J. Anim. Sci.*, 72: 35-354.
- Shorygin, A.A., 1952. Feeding and trophic relations of fishes of the Caspian Sea. Moscow, Pishchepromizdat. 268 p.
- 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.
- 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.
- Stevens, D.E., 1966. Food habits of striped bass, *Roccus saxatilis* in the Sacramento-San Joaquin Delta. p. 68-96. In J.L. Turner and D. W. Kelly (comp.) Ecological studies of the Sacramento-San Joaquin Delta. Part II Fishes of the Delta, *Fish. Bull.* 136.

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. & Yamaguchi, M., 1984. Meristic and morphometric characters of interracial hybrids of the common carp *Cyprinus carpio*. Bull. Natl. Res. Ins. *Aquacult.* 6: 1-9.

Szabo, T. , 2003. Ovulation induction in northern pike *Esox lucius* L. using different LH–RH analogues, Ovaprim, Dagin and carp pituitary. *Aquac. Res.* 34, 479–486.

T

Tabouche, F., 2015. Reproduction artificielle du sandre *Sander lucioperca* dans la station de Ouricia, Sétif. Mémoire de Master. Université BADJI-Mokhtar, Annaba. Algérie. 45 p.

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).

Taylor, J. et Bannikov, A., 2002. A new genus and species of deep-bodied perciform fish (Teleostei) from the Eocene of Monte Bolca, Italy, representing a new family, the Zorziniichthyidae, related to the caproid and sorbiniperid-like clades. *Studi e ricerche sui giacimenti terziari di Bolca.* 9. 23-35.

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.

Thys van den Audenaerde, D.F.E., 1994. Introduction of aquatic species into Zambian waters, and their importance for aquaculture and fisheries. Aquaculture for Local Community Development Programme, ALCOM Field Document No. 24. 29 p.

Tedla, S. & F.H. Meskel, 1981. Introduction and transplantation of freshwater fish species in Ethiopia. *SINET: Ethiop. J. Sci.* 4(2):69-72.

Temminck, C. J. & H. Schlegel 1846. Pisces. In: Siebold, P. F. de (ed.): Fauna Japonica, sive descriptio animalium, quae in itinere per Japoniam ... suscepto annis 1823-1830 collegit, notis, observationibus et adumbrationibus illustravit Ph. Fr. de Siebold. Lugduni Batavorum [Leiden] (A. Arnz et soc.). Parts 10-14: 173-269.

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 sandre *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.
- Van Densen WLT., 1985. Feeding behavior of major 0+ fish species in a shallow, eutrophic lake (Tjeukemeer, The Netherlands). *Zeitschrift für angewandte Ichthyologie* 2:49-70
- 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.
- Verreycken, H., D. Anseeuw, G. Van Thuyne, P. Quataert and C. Belpaire, 2007. The non-indigenous freshwater fishes of Flanders (Belgium): review, status and trends over the last decade. *J. Fish Biol.* 71(Suppl.D):160-172.
- Viveen, W.J.A.R., Richter, C.J.J., Van Oordt, P.G.W.J., Janssen, J.A.L., & Huisman, E. A., 1985. Practical manual for the culture of the African catfish (*Clarias gariepinus*). The Netherlands Ministry for Development Cooperation, Section for Research and Technology, 128p.

W

- Walker, K.F. & H.Z. Yang, 1999. Fish and fisheries in western China. FAO Fish. Tech. Pap. 385:237-278.
- Wang, N., Teletchea, F., Kestemont, P., Milla, S., & Fontaine, P. 2010. Photothermal control of the reproductive cycle in temperate fishes. *Reviews in Aquaculture* 2: 209–222.
- Welcomme, R.L., 1988. International introductions of inland aquatic species. FAO Fish. Tech. Pap. 294. 318 p.
- Willemsen J. 1977. Population dynamics of percids in Lake IJssel and some smaller lakes in the Netherlands. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada* 34: 1710-1719.
- 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

- Zakes Z., & Demska-Zakes K. 2009. Controlled reproduction of pikeperch *Sander lucioperca* (L.): A review. *Archives of Polish Fisheries*, 17, 153–170.
- Zakes Z., & Szczepkowski M., 2004. Induction of out-of-season spawning of pikeperch, *Sander lucioperca* (L.). *Aquaculture Internationale*, 12, 11–18.
- 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. Noms vernaculaires des deux espèces de poissons *Stizostedion lucioperca* et *Cyprinus carpio* (- : absence de données) (www.fishbase.org ; Fao, 2019).

Continent	Régions	Noms vernaculaire	
		<i>C. Carpio</i>	<i>S. lucioperca</i>
Europe	Albanie	Krapi, Krapuliq (Blanc <i>et al.</i> , 1971 ; Dhora, 2008)	Lucioperke, luci, Sharmaku heshtor (Ndoc, 1995 ; Dhora, 2008)
	Allemagne	Karpen , Lederkarpfen (Muus <i>et al.</i> , 1968 ; Smolian, 1920)	Sandat, Sandart, Sannat (Smolian, 1920)
	France	Carpe commune, Carpo, (FAO-FIES, 2018) (Keith <i>et al.</i> , 2001)	Perche-brochet, sandre, (Keith, 2001 ; FAO, 2018)
	Italie	Carpa	Lucioperca
	Serbie	Karp (Blanc <i>et al.</i> , 1971)	Smudj (Blanc <i>et al.</i> , 1971)
	Austria	AFMAFEWM (Blanc <i>et al.</i> , 1971).	schill, Zander (Blanc <i>et al.</i> , 1971)
Asie	Russie		Wolgazander , Berschick (Smolian, 1920)
	Grèce	Cyprinos, Grivadi (Economidis, 1991)	Potamolavrako (Economidis, 1991)
	Iran		Sevideh (Coad, 2003)
	Turkie	Sazan baligi, Adi pullu (Blanc <i>et al.</i> , 1971)	Akbalık (Deval, 2002)
	Uzbekistan	-	Pikeperch (Kamilov <i>et al.</i> , 1995)
	USA	Mirror carp (Robins <i>et al.</i> , 1991)	Zander (Nelson <i>et al.</i> , 2004)
Amérique	Canada	Mirror carp, carpe (Scott <i>et al.</i> , 1998)	-
	Brésil	carpa-comum, Carpa de escama (Zaniboni <i>et al.</i> , 2004 ; Godoy, 1987)	-
Australie	Australie	Nishiki-koi (Hoesse <i>et al.</i> , 2006)	-
Afrique	Afrique du sud	Karp (Skelton, 1993)	-
	Algérie	La carpe commune	Sander

Tableau II. Introduction du sandre *Stizistedion lucioperca* dans différentes pays du monde (- : absence de données) (www.fishbase.org).

Période/ année	Pays d'origine	Pays d'introduction	Références
-	Inconnu	Ouzbékistan	Kamilov & Urchinov(1995)
-	Inconnu	Croatie	Fao (1997)
-	Inconnu	Tchécoslovaquie	Holcík (1991)
-	Inconnu	Iran	Bartley (2006)
-	Inconnu	Portugal	Bartley (2006)
-	Inconnu	Îles Azores	Azevedo <i>et al.</i> (2004)
-	Inconnu	Slovenie	Azevedo <i>et al.</i> (2004)
-	Inconnu	Espagne	Fao (1997)
-	Inconnu	URSS	Holcík (1991)
-	Inconnu	Dakota du Nord	Robins <i>et al.</i> (1991)
1954 - 1956	Inconnu	Ouzbékistan	Savvaitova & Petr (1999)
1960 - 1969	URSS	Chine	Ma <i>et al.</i> (2003)
1800- 1899	Europe de l'est	Allemagne	Welcomme(1988)
1878	Suède	UK	Welcomme (1988)
1878	Allemagne	UK	Lever, 1977
1879	Suède	Danemark	Welcomme (1988)
1879	Allemagne	Danemark	Welcomme (1988)
1880	Inconnu	Suisse	Fao (1997)
1888	Europe centrale	France	Keith & Allardi(1998)
1890	Europe de l'est	Flandres	Verreycken <i>et al.</i> (2007)
1900	Europe de l'est	Italie	Bianco & Ketmaier(2001)
1900	France	Italie	Bianco & Ketmaier(2001)
1901	Allemagne	Pays-Bas	Welcomme (1988)
1949	Allemagne	Moroc	Welcomme (1988)
1955	Autriche	Turquie	Welcomme (1988)
1968	Allemagne	Tunisie	Welcomme (1988)
1968	France	Tunisie	Fao (1997)
1970	Allemagne	Etats-Unis d'Amérique	Bartley(2006)
1985	Hongrie	Lac Oubeira et barrage	Fao (1997)
1987	Hongrie	Cyprus	Welcomme (1988)

Tableau III. Introduction de la carpe commune *Cyprinu carpio* dans différents pays du monde (www.fishbase.org).

Période/ année	Pays d'origine	Pays d'introduction	Références
1900-1924	Israël	Thaïlande	Welcomme (1988)
1900-1924	Inconnu	Hawaii	Welcomme (1988)
1925-1949	Japon	Taiwan	Welcomme (1988)
1950-1974	Inconnu	Biélorussie	Blanc <i>et al.</i> (1971)
19 ^{ème} siècle	Chine	Indonésie	Welcomme (1988)
1927 - 1928	Yougoslavie	Israël	Golani & Mires (2000)
1931 - 1934	Yougoslavie	Jordan River	Krupp & Schneider (1989)
1970 - 1979	Chine	Afghanistan	Welcomme (1988)
1953 - 1954	Indonésie	Myanmar	Alikunhi (1966)
1968 - 1969	Chine	Iran	Welcomme (1988)
1968 - 1969	Roumanie	Iran	Fao (2004)
1970 - 1979	Hongrie	Népal	Bartley (2006)
1980 - 1989	Rwanda	Burundi	Fao (1997)
1801 - 1899	Brésil	Argentine	Welcomme (1988)
1800 - 1899	Chine	Malaisie	Welcomme (1988)
1872 - 1873	Asie	Mexique	Fao (1997)
1872 - 1873	France	Mexique	Fao (1997)
1864 - 1911	UK	New Zélande	Fao (1997)
1300 - 1496	Europe	UK	Lever (1977)
1831	France	Canada	Bartley (2006)
1831	Allemagne	EUA	Fao (1997)
1850	Argentine	Uruguay	Fao (1997)

1850	Brésil	Uruguay	Fao (1997)
1859	Allemagne	Afrique de Sud	Welcomme (1988)
1861	Asie	Finlande	Fao (1997)
1861	Former USSR	Finlande	Fao (1997)
1861	Allemagne	Finlande	Fao (1997)
1861	Suède	Finlande	Fao (1997)
1872	UK	Australie	Welcomme (1988)
1875	Allemagne	Chili	Welcomme (1988)
1880	EUA	Canada	Fao (1997)
1893	Allemagne	Estonie	Fao (1997)
1893	Lettonie	Estonie	Fao (1997)
1893	Lituanie	Estonie	Fao (1997)
1893	Russie	Estonie	Fao (1997)
1894	Amo Daria	Murgab, Turkmenistan	Sal'nikov (1998)
1898	Hongrie	Brésil	Fao (1997)
1898	USA	Brésil	Fao (1997)
1905	Allemagne	Japon	Chiba <i>et al.</i> (1989)
1910	Afrique de Sud	Kenya	Fao (1997)
1910	Ouganda	Kenya	Fao (1997)
1913	Chine	Thaïlande	Welcomme (1988)
1913	Allemagne	Thaïlande	Welcomme (1988)
1913	Japon	Thaïlande	Welcomme (1988)
1914	Allemagne	Sri Lanka	Lever (1996)
1914	Inconnu	Madagascar	Welcomme (1988)
1915	Hong Kong	Philippines	Juliano <i>et al.</i> (1989)
1925	France	Maroc	Welcomme (1988)
1925	Afrique de Sud	Zimbabwe	Welcomme (1988)

1927	EUA	Cuba	Welcomme (1988)
1927	USSR	Cuba	Welcomme (1988)
1934	Indonésie	Égypte	Welcomme (1988)
1936	Italie	Ethiopie	Tedla & Meskel (1981)
1936	New Zélande	Fidji	Welcomme (1988)
1939	Sri Lanka	Inde	Fao (1997)
1939	Thaïlande	Inde	Fao (1997)
1946	Brésil	Bolivie	Fao (1997)
1946	Colombie	Bolivie	Fao (1997)
1946	Mexique	Bolivie	Fao (1997)
1946	Chine	Pérou	Welcomme (1988)
1946	Japon	Pérou	Welcomme (1988)
1946	Israël	Zambie	Thys van den Audenaerde (1994)
1946	Malawi	Zambie	Thys van den Audenaerde (1994)
1946	Afrique de Sud	Zambie	Thys van den Audenaerde (1994)
1947	Belgique	Congo, Dem. Rep. of the	Bartley (2006)
1951	Les Etats-Unis d'Amérique	Haïti	Bartley (2006)
1953	Mexique	République Dominicaine	Welcomme (1988)
1953	République Dominicaine	Porto Rico	Erdman (1984)
1954	Inconnu	Guatemala	Welcomme (1988)
1954	Austria	Nigeria	Welcomme (1988)
1954	Israël	Nigeria	Welcomme (1988)
1956	Nicaragua	Honduras	Welcomme (1988)
1956	Inde	Népal	Fao (1997)

1958	Russe Fed	Chine	Bartley (2006)
1958	Israël	Népal	Bartley (2006)
1959	Australie	Papua Nouvelle Guinée	Welcomme (1988)
1960	Israël	Rwanda	Welcomme (1988)
1962	Israël	Ouganda	Welcomme (1988)
1964	Mexique	Nicaragua	Welcomme (1988)
1964	Thaïlande	Pakistan	Fao (1997)
1964	UK	Pakistan	Fao (1997)
1965	Guatemala	El Salvador	Welcomme (1988)
1965	Thaïlande	Lao PDR	Anonyme (1981)
1965	France	Tunisie	Fao (1997)
1965	Allemagne	Tunisie	Fao (1997)
1966	Israël	Central Africain République	Welcomme (1988)
1966	Israël	Chypre	Welcomme (1988)
1968	Japon	Suriname	Welcomme (1988)
1969	Taiwan	Cambodgien	Alikunhi (1966)
1969	Hongrie	Viet Nam	Fao (1997)
1970	Israël	Cameroun	Welcomme (1988)
1970	Israël	Malawi	Fao (1997)
1973	Israël	Corée	Welcomme (1988)
1975	Inde	Soudan	Welcomme (1988)
1976	Taiwan	Costa Rica	Welcomme (1988)
1976	Viet Nam	Hongrie	Fao (1997)
1976	Italie	Côte d'Ivoire	Fao (1997)
1976	Inde	Maurice	Fao (1997)
1976	Colombie	Panama	Welcomme (1988)

1976	Israël	Panama	Welcomme (1988)
1976	EUA	Panama	Welcomme (1988)
1977	Inde	Lao PDR	Anonyme (1981)
1978	Israël	Myanmar	Bartley (2006)
1981	Viet Nam	Cambodgien	Bartley (2006)
1982	Japon	Chine	Ma <i>et al.</i> (2003)
1982	Russie Fed	Viet Nam	Bartley (2006)
1982	Viet Nam	Former USSR	Fao (1997)
1983	Népal	Bhutan	Csavas (1983)
1984	Allemagne	Chine	Bartley (2006)
1989	Panama	Haïti	Bartley (2006)
1990	Hongrie	Angola (Pangula Lake)	Fao (2004)

Tableau IV. Différents programme d'introduction du sandre en Algérie (* : introduction de géniteurs) (Anonyme.2013).

Wilaya	Année	Sites	Effectif
Ain Defla		Barrage Ghrib	30 *
Boumerdes	1985	Retenue collinaire de Naceria	30 *
		Retenue collinaire de Cap Djinet	$1,5 \cdot 10^5$
El Tarf		Lac Oubeira	10^6
		Cheffia	$4 \cdot 10^5$
Skikda		Barrage Zardezas	$1,5 \cdot 10^5$
Boumerdes	1986	Retenue collinaire Sidi Daoud	$5 \cdot 10^5$
Tizi Ouzou		Drâa El Mizane	$5 \cdot 10^5$
		Ferme Bessami	$6 \cdot 10^2$
Ain Defla	2004	Barrage El Mostakbel	
		Barrage Ghrib	
		Barrage Harreza	
Tipaza		Barrage Boukerdene	$8,4 \cdot 10^3$
Sétif		Barrage K" Sob	
Skikda		Barrage Guenitra	
	2005	Barrage Boukerdene	$2 \cdot 10^3$
Tipaza		Barrage Meurad	10^2
		Etang artificiel (CNDPA)	$3 \cdot 10^2$

Ain Defla	2006	Barrage de Harriza	-
Bejaia	2013	Barrage de Kherata	-

Tableau V. Historique des opérations des peuplements ichtyologiques (alevins) en Algérie en 1986 et 1991 (* : absence de données) (Meddour *et al.*, 2000).

Nom de l'espèce	Lieu	Année	Wilaya	Quantité
Carpe royale				60000
Carpe à grande bouche	Barrage Foum El Gheiss	1986	Khenchela	1550000
Carpe argentée				550000
Carpe royale				70000
Carpe à grande bouche	Retenue collinaire Ain Arnat	1986	Sétif	270000
Carpe herbivore				360000
Sandre	Retenue collinaire Draâ El Mizane	1986	Tizi Ouzou	*
Sandre	Retenue collinaire Sidi Daoud	1986	Boumerdes	500000
Carpe royale	Retenue collinaire El Amel (Oued Rhiou)	1986	Relizane	25000
Carpe argentée				1198400
Carpe à grande bouche	Lac Oubeira	1991	El Taref	504000
Carpe argentée	Barrage de Guenitra	1991	Skikda	640000
Carpe à grande bouche				220500
Carpe argentée	Barrage Gargar	1991	Relizane	789600
Carpe à grande bouche				576800
Carpe argentée	Retenue collinaire El Amel	1991	Relizane	999600
Carpe à grande bouche				674000
Carpe argentée	Barrag Ben Aouda	1991	Relizane	70000
Carpe à grande bouche				280000

Tableau VI. Production piscicole (en tonnes) du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio* dan le monde (Fao, 2019).

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 VII. 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	Ventrale
		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	Ventrale
		2	900	385	1	HCG	Dorsale
		3	600	372	0,6	HCG	
		4	400	367	0,2	OV	
		5	300	305	0,15	OV	

Tableau VIII. 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).

Date	Sexe	N	Pt (g)	Lt (mm)	TA (mm)	D (ml/kg)		H
						1 ^{ère}	2 ^{ème}	
17/04/2019	F	1	2140	562	330	2,2	2,2	HY
		2	450	325	203	0,5	0,5	HY
		3	550	323	203	0,6	0,6	HY
		4	580	315	275	0,6	0,6	HY
		5	440	297	213	0,5	0,5	HY
		6	490	312	221	0,5	0,5	HY
		7	400	296	195	0,5	0,5	HY
		8	930	420	260	0,5	0,5	O
		9	920	430	255	0,5	0,5	O
		10	800	400	250	0,4	0,4	O
		11	920	417	265	0,5	0,5	O
		12	1000	435	265	0,5	0,5	O
		13	920	417	255	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 IX. Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques chez le sandre *S. lucioperca* après l'injection hormonale (T : Température, O₂ : oxygène dissous ; B1 : bassin 1 ; B 2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B 4 : bassin 4 ; J1 : 1^{ère} jour (12 mars); J2 : 2^{ème} jour (13 mars) ; J3 : 3^{ème} jour (14 mars). M : moyenne ; E : écart-type ; - : une seule valeur ; * P ≤ 0,05 ; ** P ≤ 0,01 ; *** P ≤ 0,01).

Bassins	Paramètres	Temps						F
		J1		J2		J3		
		M	E	M	E	M	E	
B1	T (°C)	11,48	1,46	15,26	2,21	16,91	0,85	3,69**
	O ₂ (mg/l)	8,87	0,61	7,11	0,02	6,80	0,68	2,36*
	pH	8,1	-	8,2	-	8,28	-	-
B2	T (°C)	11,80	1,58	15,95	1,28	16,95	1,10	4,24***
	O ₂ (mg/l)	8,72	0,52	6,78	0,53	6,53	0,82	2,45**
	pH	8,06	-	8,9	-	8,28	-	-
B3	T (°C)	12,03	2,35	16,75	1,20	16,86	1,14	2,98**
	O ₂ (mg/l)	8,66	0,52	6,72	0,49	6,62	0,80	3,65***
	pH	7,98	-	7,99	-	7,79	-	-
B4	T (°C)	10,56	0,97	14,08	3,15	16,61	1,21	5,36***
	O ₂ (mg/l)	9,12	0,35	6,89	0,98	6,42	1,32	4,52***
	pH	8,08	-	8,44	-	8,28	-	-
F	T (°C)	0,99		1,32		0,23		
	O ₂ (mg/l)	0,65		0,09		0,63		
	pH	-		-		-		

Tableau X. Valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimiques chez la carpe commune *Cyprinus carpio* pendant le temps de latence (T : Température (°C), O₂ : oxygène dissous (mg/l) ; B1 : bassin 1 ; B 2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B 4 : bassin 4 ; J1 : 1^{ère} jour (12 mars); J2 : 2^{ème} jour (13 mars) ; J3 : 3^{ème} jour (14 mars). M : moyenne ; E : écart-type ; - : une seule valeur ; * P ≤ 0,05 ; ** P ≤ 0,01 ; *** P ≤ 0,01).

Date	Temp s (heures)	B1			B2			B3			B4		
		T	O ₂	PH	T	O ₂	PH	T	O ₂	PH	T	O ₂	PH
17 avril 2019	00:00	22	5,32		23	4,36		22	5,12		22	5,36	
	01:00	22	5,68		23	4,76		22	5,68		21	5,59	
	02:00	23	5,45		23	5,06		23	5,01		21	5,49	
	03:00	23	5,67		24	5,2		22	5,56		22	5,44	
	04:00	23	5,44		24	5,05		23	5,1		22	5,85	
	05:00	23	5,25		24	5,27	8,39	23	5,35	8,24	23	5,44	8,19
	06:00	23	5,28		23	5,14		23	5,25		23	5,91	
	07:00	22	5,66		22	5,35		24	5,47		23	4,77	
	08:00	22	5,32	8,22	21,5	5,85		21	5,95		23	5,95	
	09:00	22	5,68		21	5,65		22	5,42		24	5,84	
	10:00	22	5,45		21	5,87		22	5,72		22	5,73	
11:00	22	5,67		25	5,64		22	5,55		22	5,7		
M ± E		22,41 ± 0,51	5,43 ± 0,25	8,22	22,87 ± 1,28	5,28 ± 0,40	8,39	22,41 ± 0,79	5,34 ± 0,39	8,24	22,33 ± 0,88	5,58 ± 0,32	8,19

Tableau XI. Fécondités absolue (Fa) et relative (Fr) des femelles du sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe *Cyprinus carpio* (Lt : longueur totale ; Pt : poids total ; N : numéro des femelles).

N	L _t (mm)		P _t (g)		Âge (années)		F _a (ovocytes)		F _r (ovocytes.g ⁻¹)	
	S.	C.	S.	C.	S.	C.	S.	C.	S.	C.
	<i>lucioperca</i>	<i>carpio</i>	<i>lucioperca</i>	<i>carpio</i>	<i>lucioperca</i>	<i>carpio</i>	<i>lucioperca</i>	<i>carpio</i>	<i>lucioperca</i>	<i>carpio</i>
1	598	296	4200	400			74000	91936	17,16	229,84
2	407	420	1000	930			52800	73353	52,8	78,87
3	334	435	500	1000			48800	123984	97,6	123,98
4	476	323	1320	550			54600	117156	41,88	213,01
5	402		900				49400		54,88	
6	418		1000				51000		51	
7	322		300				48200		160,66	
8	400		800				49400		61,75	

Tableau XII. 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 ; B 2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B 4 : 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 XIII. 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 ; A 2 : bassin 2 ; A3 : bassin 3 ; A 4 : 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 XIV. Différents stades du développement embryonnaire et le temps de son apparition chez *Stizostedion lucioperca* et *Cyprinus carpio*.

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

La reproduction semi-artificielle chez le sandre *Stizostedion lucioperca* et la reproduction artificielle chez la carpe commune *Cyprinus carpio* au niveau de l'écloserie de Ouricia (CNRDPA), Sétif

Résumé :

Le sandre *Stizostedion lucioperca* et la carpe commune *Cyprinus carpio* sont deux espèces d'eau douce d'intérêt aquacole. Une étude comparative entre la reproduction artificielle chez la carpe et la reproduction semi-artificielle chez le sandre a été réalisée au niveau de l'écloserie de la station de Ouricia à Sétif sur un échantillon totale de 40 spécimens dont 13 sandres et 27 carpes ; pêchés du Barrage de Bouhamdane à Guelma, lac Oubeira à El Taraf, Tipaza et de la retenue collinaire de Zaïri à Sétif. L'induction de ponte à été faite par 600 UI/kg de l'hormone HCG, 1 ml/kg de l'ovaprim et de l'ovapel chez le sandre ainsi que l'hypophyse (1 ml/kg) chez la carpe pour donner naissance à 14282 et 44572 larves à partir de 428200 et 406429 œufs incubés de sandre et de la carpe respectivement. Une corrélation hautement significative renforce la relation entre la fécondité absolue et la longueur totale, le poids, l'âge ainsi la fécondité relative chez les deux espèces. Le taux d'éclosion est 29,98 % après 3 jours d'incubation et 66 h de temps de latence. Alors que seulement 9,03 % des œufs de la carpe éclopent pour donner naissance à 44572 carpiens après 45 h de latence. Après éclosion, les alevins sont distribués pour peupler les différents barrages et retenues de la région.

Mots clés:

Stizostedion lucioperca, *Cyprinus carpio*, reproduction artificielle, reproduction semi-artificielle, hormone.

دراسة مقارنة حول التكاثر شبه الاصطناعي لسمك السنندر *Stizostedion lucioperca* والتكاثر الاصطناعي للكارب *Cyprinus carpio* في مفرخة محطة أوريسيا بولاية سطيف

التلخيص:

السنندر *Stizostedion lucioperca* والكارب *Cyprinus carpio* نوعان من اسماك المياه العذبة ذات أهمية في الاستزراع المائي. أجريت دراسة مقارنة بين التكاثر الاصطناعي للكارب والتكاثر شبه الاصطناعي لسمك السنندر في مفرخة محطة أوريسيا بولاية سطيف، على عينة تتكون من 40 سمكة تنقسم الى 13 ساندر و 27 كارب؛ تم التقاطها من سد بوحمدان في قالمة، بحيرة أوبيرا في الطارف، تيبازة وخزان الزايري في سطيف. تم تحريض التفرخ باستعمال 600 وحدة دولية/كغ من هرمون HCG، 1 مل / كغ من ovaprim و ovapel لسمك السنندر وكذلك الغدة النخامية (1 مل/كغ) لسمك الكارب لولادة 14282 و 44572 يرقات من أصل 428200 و 406429 بيض للسنندر والكارب على التوالي. توجد علاقة جد متينة بين الخصوبة المطلقة والطول الكلي، الوزن، العمر والخصوبة النسبية في كلا النوعين. معدل الفقس هو 29,98 % بعد 3 أيام من الحضانة و 66 ساعة من الكمون. في حين أن 9.03 % فقط من بيض الكارب يفقس لينجب 44572 يرقة بعد 45 ساعة من الكمون. بعد الفقس، توزع الزريعة لتعبئة مختلف السدود والخزانات في المنطقة.

الكلمات الدالة:

Stizostedion lucioperca، *Cyprinus carpio*، التكاثر شبه الاصطناعي، التكاثر الاصطناعي، هرمون

Comparative study between semi-artificial reproduction in *Stizostedion lucioperca* and artificial reproduction in common carp *Cyprinus carpio* at Ouricia hatchery (CNRDPA), Setif

Abstract:

Pike-perch *Stizostedion lucioperca* and common carp *Cyprinus carpio* are two freshwater species of aquaculture interest. A comparative study between artificial reproduction in carp and semi-artificial reproduction in pike-perch was carried out at the hatchery of the Ouricia station in Sétif on a total sample of 40 specimens including 13 Pike-perch and 27 carp; caught from the Bouhamdane Dam at Guelma, Lake Oubeira at El Taraf, Tipaza and the Zaïri reservoir at Sétif. Spawning induction was made by 600 IU / kg of HCG hormone, 1 ml / kg of ovaprim and ovapel in zander as well as the pituitary gland (1 ml / kg) in carp for give birth to 14282 and 44572 larvae from 428200 and 406429 incubated eggs of pikeperch and carp respectively. A highly significant correlation enhances the relationship between absolute fertility and total length, weight, age, and relative fertility in both species. The hatching rate is 29.98% after 3 days of incubation and 66 hours of latency. While only 9.03% of carp eggs collapse to give birth to 44572 carpiens after 45 hours of latency. After hatching, the fry are distributed to populate the various dams and reservoirs of the region.

Key words:

Stizostedion lucioperca, *Cyprinus carpio*, artificial reproduction, semi-artificial reproduction, hormone.