



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de L'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université BLIDA 1

Faculté des sciences de la Nature et de la vie

Département de Biologie et Physiologie des Organismes

**Mémoire de fin d'étude Master Biologie et Physiologie de la
Reproduction**





INTITULE:

**Etude de la reproduction Semi-Artificielle chez le
*Sandre *Sander lucioperca* (L.1758)***

Présenté par: Mlle OUFFA Nadia

Soutenu le: 28/09/2020

Sous la direction de :

 Mr BESAAD M.Amine	MCB	U.B.1	Président
 Mr GUEDIOURA Abd-Elmoumen	MCB	U.B.1	Examineur
 Mr ZEGHLOUL Toufik	A.D.R	CNRDPA	Promoteur
 Mme ZERKAOUI Ahlem	MAA	U.B.1	Co. Promotrice

Promotion: 2019-2020

DEDICACES

À ceux dont la présence le coeur reste toujours à l'âge des fleurs, à ceux dont les prières étaient mon chemin de lumière sur lumière, à ceux qui avaient des perles grisées dans le ciel en récompense de leur sacrifice, et à leur patience pour le doux et l'amer pour nous, à ceux qui ont enduré mon humeur aigre et étaient toujours à côté de moi, à mes parents le soleil de mon coeur

*Mon âme, Papa **Abd-Elkader***

*Ma vie, Mama **Hamida***

*À notre trésor et El-Baraka, ma grande-mère **Zahra***

À mes héros ,mes frères

Omar , Amine, TakiEddine, Khaled

À mes fleures, mes soeurs

Wassila, Ahlem, Hadjira, Fouzia, Douaa, Bouthaina

À Mes beaux frères

Mohamed ,Mohamed, Rabie, Hicham

À Mes nièces et mes neveux

Lyna, NooR, Ckakib, Youcef, Maya, Iyed, Adem, AyyA, Amine, Samy, Billel, Roya, Abderhmane, Youcef, Dyna, Rawane, Younes, Maryem

À mes chères amies

Naghy, Lyna, Fella

À mon ami de l'âme

ZAOUI Hichem

À tout Mes enseignants et enseignantes qui contribué mes études

À tous ceux que j'aime

REMERCIEMENT

*Mon remerciements s'adressent en premier lieu à (**ALLAH**), qui me a accordé le courage, la force et la patience pour mener à terminé ce travail de recherche. j' exprimé toutes mes gratitudes à Monsieur **ZEGHLOUL Toufik** (Attaché de recherche à CNRDPA) 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. je souhaité exprimer mes gratitudes à Monsieur **BESAAD Mohamed AL.Amine** (Maitre de conférences classe B, Université Saad DAHLEB,Blida 1), pour l'intérêt qu'il a porté à mes recherches en acceptant de présider le jury de ma soutenance et de l'enrichir par leur proposition. Pour l'honneur qu'il je a fait d'assurer la lecture et l'évaluation de ce travail, je voudr  remercier l'examineur de mon mémoire, Monsieur **GUEDIOURA Abd El-moumen**, (Maitre de conférences classe B, Université Saad Dahleb,Blida1). Sans oublié un grand merci à **Madame ZARKAOUI Ahlem** ma d xi me maman avant de devenir ma co-promotrice (Maitre assistante classe A) pour son aide et ses conseils et son soutien ainsi que pour sa gentillesse.*

*Au terme de ce travail, je ten  à remercier chaleureusement , Monsieur **ZEGUANE Samir**, Monsieur **SABOUNDJI Ahmed**, directeur de la station d'ElOuricia pour me avoir donné l'opportunité de réaliser cette expérience en mettant à mes dispositions tous le matériel nécessaire . Mes remerciements s'adressent particulièrement toute l'équipe de l'éclosion en particulier ; Madame **SABOUNDJI, TIZELAFINE Abdelali** , **TABOUCHE Foued**, **ALLAGUE Nassim**, sans oublier **NESSRINE** et **MONCIF** pour l'aide dans la mise au point de la pratique et la réalisation des traitements de données.*

*J' associe à ses remerciements l'ensemble des enseignants de la filière Biologie et Physiologie de la reproduction : Monsieur **BESAAD M.Amine**, Madame **Benazouze** , Monsieur **LAARBI DOUKARA Kamel** ; Monsieur **BENDJOURI Djamel**, Madame **CHEKIKEN** ,Madame **AMADJE**,et un special remerciement pour Madame **Zerkaoui Ahlem** de filière Parasitologie. je remercie tous mes collègues de la deuxième année Master **BPR** et spécialement **KHENNICHE Roumaissa** , **KHEROUS Ines** , **Habbouche Amina** 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

REMERCIEMENT.....	
DEDICACES.....	
Résumé.....	

Introduction	1
--------------------	---

Chapitre I- Généralités

1. Présentation de la zone d'étude.....	3
2. Présentation de l'écloserie El Ouricia.....	3
3. Présentation de la famille des <i>Péridés</i>	6
3. Présentation de l'espèce	6
3.1. Taxonomie	7
3.2. Position systématique.....	9
3.3. Description.....	9
3.4. Distribution géographique de l'espèce	11
4. Ecologie.....	14
5. Croissance.....	14
6. Régime alimentaire	15
7. Reproduction	16
8. Intérêt économique	17

Chapitre II - Matériels et Méthode

1. Echantillonnage et traitement des échantillons.....	20
1.1. Pêche des géniteurs	20
1.2. Sélection des géniteurs	20
1.3. Traitements des géniteurs	21

2.	Protocole expérimental.....	21
2.1.	Préparation des géniteurs.....	21
2.2.	Détermination de l'étatde maturitédes ovocytes.....	23
2.3.	Traitement hormonal.....	28
2.4.	Fécondation, incubation et Développement embryonnaire.....	31
2.5.	Éclosion.....	33
2.6.	Élevage larvaire.....	33

Chapitre III - Résultats et Discussion

1.	Contrôle des paramètres physiques de l'eau.....	34
2.	Détermination de l'étatde maturitédes ovocytes.....	35
2.1.	Echelle macroscopique.....	35
2.2.	Echelle microscopique.....	36
3.	Réponse à la stimulation hormonale et fécondation.....	38
4.	Contrôle des paramètres physiques de l'eau.....	39
5.	Éclosion et développement embryonnaire.....	41
6.	Développement embryonnaire.....	41
7.	Élevage larvaire.....	42
	Conclusion.....	44
	Annexes.....	
	Les Référence bibliographique.....	

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1	Principales caractéristique et paramètres 2009 hydrotechniques de la retenue collinaire Zairi (MPRH,2009)	5
2	Position systématique du sandre <i>Sander lucioperca</i> (Linnaeus ,1758)	9
3	.Campagne de peuplement et repeuplement des plans d'eau ebalevins de Sandre Années (1985-2020,CNRDPA).	13
4	Matériel utilisé dans l'induction de la ponte l'éclosion et l'étude morphométrique des larves de sandre <i>Sander lucioperca</i> .	21
5	Les stades ovocytaires (Żarski et al ,2011)	24
6	Caractéristiques des individus utilisés dans l'étude histologique	25
7	Nombre de nids et la sex-ration du sandre <i>Sander 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).	29
8	Le nombre et le lieux de géniteurs pêchés	33
9	Température de conditionnement des géniteurs du sandre <i>Sander lucioperca</i> dans l'écloserie de Ouricia à Setif (B1 : Bassin des femelles ; B2 : Bassin des mâles ; M : moyenne ; E : écart-type).	34
10	Température moyenne des bassins pendant le temps de latence chez le sandre <i>Sander lucioperca</i>	38
1	Les valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimique dans le temps de latence.	Annexe:B
2	Les valeurs des défferentes paramètres physiquo-chimique dans le temps de latence.	Annexe:C
3	Les valeurs des défferentes paramètres physiquo-chimique d'incubation les nids	Annexe:D
4	Les valeurs des défferentes paramètres physiquo-chimique d'incubation les larves	Annexe:E
5	Les méasures ovocytaires chez les femelle (F1:Femmelle N°1 ;F2:	Annexe:F

Liste des tableaux

	Femelle N°2),et de spermatozoïdes chez le mâle(des coupes histologique, S:supérieure,M:Moyenne, I:Inférieure, (G10))	
--	---	--

Liste des Figures

N° de figure	Titre	Page
1	La station du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) ElOuricia (photo personnelle,2020).	4
2	La retenue collinaire de Zairi (photo personnelle,2020)	5
3	Cartes montrant les aires de répartition indigènes de la famille des Percidés en (a) Europe-Asie et (b)Amérique du Nord(Maitland, 2000)	7
4	(a, b) Arbre phylogénétique des relations au sein du genre Sander et avec d'autres percidés(Haponski et Stepien ,2013)	8
5	Illustration des particularités morphologiques (A)(photo.fédération de pêche)et le type de dent (B) (photo personnelle.2020)	10
6	Cartes montrant les distributions indigènes et introduites de Sander spp. en: (a) Europe-Asie et (b) Amérique du Nord, d'après Billington et al. (2011)	12
7	Stade de devloppement du sandre <i>Sander lucioperca</i> d'après (Koblitskaya,1981)	15
8	Production aquacole mondiale annuelle du sandre <i>Sander lucioperca</i> entre 2007 et 2016 (Fao, 2019).	18
9	(A) Mâle de sandre(Craig,2000);(B)Femelle de sandre (photo personnelle,2020)	20
10	Figure 10: (A) Géniteures sous l'anesthésie (B) L'anesthésie utilisé,(photo personnelle,2020)	22
11	Le marquage des géniteurs(photo personnelle.2020)	22
12	La technique de cathétérisation (photo personnelle.2020)	23
13	Les coupes hitologique de gonades sandre <i>Sander lucioperca</i> (photo personnelle,2020)	25
14	Figure14: (A) Préparaton de l'injection HCG ;(B) injection à la base de la nageoire pelvienne (photo personnelle.2020).	28

15	Posé les nids fabriqués en gazon artificiel(photo personnelle.2020)	29
16	(A)Nid à des oeufs fécondés,(B)Les nids placés dans le bac pour incubation les oeufs(photo personnelle.2020)	30
17	Caractéristiques histologiques des stades de développement ovocytaires de sandre. Les coupes(S:Superieure;M:moyenne;I:inférieure) ;Femelle n°1: (1) gouttelettes lipidiques(2) zona radiataexterna(3) vitellus homogène (après protéolyse) avant hydratation (4) alvéole corticale.(G10) (photo personnelle.2020)	35
18	Caractéristiques histologiques des stades de développement ovocytairesde Sandre. Les coupes(S:Superieure;M:moyenne;I:inférieure). Femelle n°2 (1)vésicule germinale (2) gouttelettes lipidiques (3)zona radiata externa(4) vésicules de vitelluset globules. (G10) (photo personnelle.2020).	35
19	Coupes histologiques des testicules de Sandre .(SPZ) spermatozoïdes) .(SPG) spermatogonies .(S:superieure; M:Moyenne; I:inferieure)(G10)(photo personnelle.2020).	36
20	Les oeufs de Bassin N°1 (photo personnelle,2020)	37
21	Valeurs moyennes des différents paramètres physiques en fonction du temps de latence chez le sandre <i>Sander lucioperca</i> ,(A): Température (T), (B): oxygène dissous,(O°);(C) :PH ; B1 : bassin 1 ; B2 : bassin 2 ; B3 : bassin 3 ; B4 : bassin 4 ; J1 : 1èr jour ; J2 : 2 ème jour ; J3 : 3ème jour) .	39
22	Différents stades de développement embryonnaire du sandre <i>Sander lucioperca</i> (A: Stade morula ; B : blastula ; 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 éclosé) par Microscope électronique (G*40) (photo personnelle,2020).	41
23	(A) Larve à 1 jour ,(B) ; Larve à 3 jours (photo personnelle.2020)	42

1	Equipements de l'écloserie de la station Ouricia (A: Balance de terrain ; B : Multi-paramètre et petite Balance; C:Thermorégulateur; D: Système d'alimentation en eau; E : Bouteilles de Zoug ; F :Bassin de garde et de manipulation des géniteurs ; H : Table de laboratoire ; bacs d'incubation des œufs du sandre ; G:Grand bassin). (photo personnelle,2020).	Annexe:A
----------	---	-----------------

ملخص:

الهدف من هذا العمل هو إتقان التكاثر الشبه اصطناعي لسماك السندر، و لقد أجريت هذه الدراسة على مستوى المفرخة الأورسية بولاية سطيف على 9 عينات تم صيدها في سد الزايري بالمنطقة .

تتم هذى التجربة بالحث الهرموني الغدة النخامية على وضع البيض، حيث تراوحت نسبة الفقس من 80 الى 90% بعد 5 أيام من الحضانة، و بعد الفقس يتم زرع اليرقات على مستوى السدود و الخزانات بالمنطقة .

الكلمات المفتاحية:السندر،التكاثر الشبه اصطناعي،مفرخة الأورسية، سد الزايري،الغدة النخامية.

Résumé:

L'objectif de ce travail est de maîtriser les techniques de la reproduction semi contrôlé chez le Sandre *Sander lucioperca*. La présente étude a été réalisée au niveau de l'écloserie d'ELOuricia dans la wilaya de setif (CNRDPA) , sur un échantillon total de 9 spécimens, pêchés au niveau de la retenue collinaire de ZAÏRI à sétif .

L'expérience de la reproduction se fait par l'induction hormonale de ponte (hypophyse) .Le taux de l'éclosion est entre 80 à 90% après 5 jours d'incubation. Après l'éclosion, les alevins sont distribués pour peupler les différents barrages et retenues de la région.

Mot clés:*Sander lucioperca*, Reproduction semi artificielle, station d'EL Ouricia , retenue collinaire de Zaïri ,hypophyse .

Abstract:

The objective of this work is to master the techniques of semi-controlled reproduction in the Sander *Sander lucioperca*. The present study was carried out at the EL Ouricia hatchery in the wilaya of Setif (CNRDPA), on a total sample of 9 specimens, fished at the ZAÏRI hill reservoir in Sétif.

The reproductive experience is through hormonal induction of egg-laying (pituitary gland). The hatching rate is between 80-90% after 5 days of incubation. After hatching, the fry are distributed to populate the various dams and reservoirs in the region.

Key words: *Sander lucioperca*, Semi artificial reproduction, ELOuricia station, Zaïri hill reservoir, pituitary.

INTRODUCTION

Introduction

L'Algérie dispose de différents écosystèmes aquatiques continentaux comme les barrages et différentes plans d'eaux, qui peuvent être un atout pour le développement de la pisciculture et la pêche continentale. Dès les années 1980, plusieurs opérations de peuplements et de repeuplements des plans d'eau continentaux en Algérie ont été effectuées par l'importation d'alevin de plusieurs espèces dans le but est la création de la richesse et de l'emploi à travers le renforcement des stocks de poissons, afin de maintenir la viabilité de l'activité de la pêche continentale, et de fournir des poissons frais avec une haute valeur nutritionnelle pour la population locale. Parmi ses espèces, le sandre qui a été introduit à l'état alevins et géniteurs pour la première fois en Algérie en 1985 dans plusieurs plans d'eau.

Depuis son introduction, cette espèce de poisson, bien adaptée aux conditions écologiques du pays, a 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 du sandre (**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**).

Durant ces dernières années, des opérations de la reproduction du sandre ont été effectuées par le centre national de recherche et développement de la pêche et de l'aquaculture afin de maîtriser la reproduction et l'élevage larvaire de cette espèce.

Dans ce contexte général, la présente étude a pour objectif la réalisation de la reproduction semi-artificielle du *sandre lucioperca*, au niveau de l'écloserie d'ElOuricia dans la Wilaya de Sétif. En réalisant ce travail nous nous sommes assignés comme but de maîtriser les techniques de la reproduction mais aussi d'atteindre un taux d'éclosion élevé contrairement à lui-ci observé dans la nature, ceci pourra permettre d'étudier et suivre la croissance des larves produites.

Le travail présenté ici s'articule autour de trois parties :

La première partie de ce travail porte sur la présentation de la structure d'accueil et quelques généralités sur l'espèce étudiée.

La seconde partie traite, le matériel et les méthodes utilisés pour la réalisation de la reproduction semi artificielle de *Sander lucioperca*, cependant la dernière partie présente les principaux résultats obtenus avec une discussion justificative de ces derniers et une conclusion pour clôturer notre travail.

Chapitre I- Généralités

1. Présentation zone 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 El Ouricia à 13 Km du nord de sétif, pendant 21 jours; entre 10 mars et 1 avril 2020.

2. Présentation de l'écloserie El Ouricia :

La station de El Ouricia (**Figure.1**), qui est dirigée par un ensemble d'ingénieurs en aquaculture, a été créée en 2009 au niveau de la retenue collinaire de Zairi (**Figure.2**), dans le cadre d'un partenariat avec une société hongroise INNOFLEX LTD.CO (**Technical Development and Constructing in Aquaculture**). sur une surface totale de 6 hectares, Son objectif est de produire des alevins de poissons d'eaux douces (carpes chinoises, carpes communes, sandre et black bass) avec une capacité de production de 15 millions d'unités, et considérée comme une station expérimentale spécialisée dans le domaine des ressources marines, qui s'avère indispensable pour l'obtention de résultats scientifiques basés sur des études nécessaires à l'évaluation des ressources halieutiques.

Elle est composée de (**Figure.A, Annexes**) :

- ❖ Système d'alimentation en eau (forage de 80 m et retenue collinaire Zairi)
- ❖ Système d'évacuation de l'eau
- ❖ Système d'aération
- ❖ Filtre à tambour rotatif
- ❖ Système d'incubation
- ❖ 2 bassins de 50m³ pour le stockage des géniteurs
- ❖ 4 bacs de 3 m³ pour la stabulation des géniteurs
- ❖ 3 modules d'élevage larvaire (18 auges)
- ❖ 6 bassins post-larves de 4m³ chacun
- ❖ 2 auges de culture d'artémia
- ❖ Matériel et produits nécessaires pour la reproduction artificielle (loupe binoculaire, table de manipulation, solution physiologique, formol, hypophyse).



Figure 1 .La station du centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture (CNRDPA) ElOuricia (photo personnelle,2020).

A proximité de la station, se trouve la retenue collinaire de Zairi, ce réservoir important, qui ressemble à un petit barrage d'eau douce, approvisionné essentiellement des eaux de surface et de ruissellement (**figure.2**).

Les eaux de la retenue collinaire Zairi, qui ont une source d'approvisionnement en eau originaire de Oued ElOuricia 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 résumée dans le tableau (**MPRH,2009**) .

Tableau 1: Principales caractéristique et paramètres 2009 hydrotechniques de la retenue collinaire Zairi (**MPRH,2009**) .

Caractéristique	
Superficie	14 ha
Profondeur	10,5 m
Capacité portante	0,531 hm³
Volume hydrique	0,440 hm³

Pluviométrie	662 mm/ an
Bassins versants	10,35 Km²
Source d'approvisionnement en eau	Oued El Ouricia



Figure 2. La retenue collinaire de Zairi (photo personnelle,2020)

3. Présentation de la famille Percidé :

La famille des percidés est composée de 11 genres, avec environ 266-275 espèces reconnues actuellement (**limite inférieure d'Eschmeyer Catalogue des poissons; mis à jour en avril 2014**). Ces genres incluent:

- ❖ *Ammocrypta* (**Jordan 1877**) (6 espèces) ;
- ❖ *Crystallaria* (**Jordan et Gilbert in Jorda 1885**) (2 espèces) ;
- ❖ *Etheostoma* (**Near et al. 2011 ; Nearet Keck, 2013**) (165–174 espèces) ;
- ❖ *Gymnocephalus* (**Bloch 1793**) (5 espèces) ;
- ❖ *Nothonotus* (**Putnam, 1863**) (21 espèces) ;
- ❖ *Perca* (**Linnaeus, 1758**) (3 espèces),
- ❖ *Percarina* (**Nordmann, 1840**) (2 espèces)
- ❖ *Percina* (**Haldeman, 1842**) (52 espèces)
- ❖ *Romanichthys* (**Dumitrescu, Bănărescu et Stoica, 1957**) (1 espèces)

- ❖ *Sander*(Oken 1817) (5 espèces)
- ❖ *Zingel* (Cloquet,1817) (4 espèces)

Les percidés sont originaires des eaux douces de l'hémisphère nord (**Figure 3**), présents en Europe-Asie (**Figure 3.a**) et ou en Amérique du Nord (**Figure 3.b**), avec quelques espèces allant dans les eaux saumâtres.

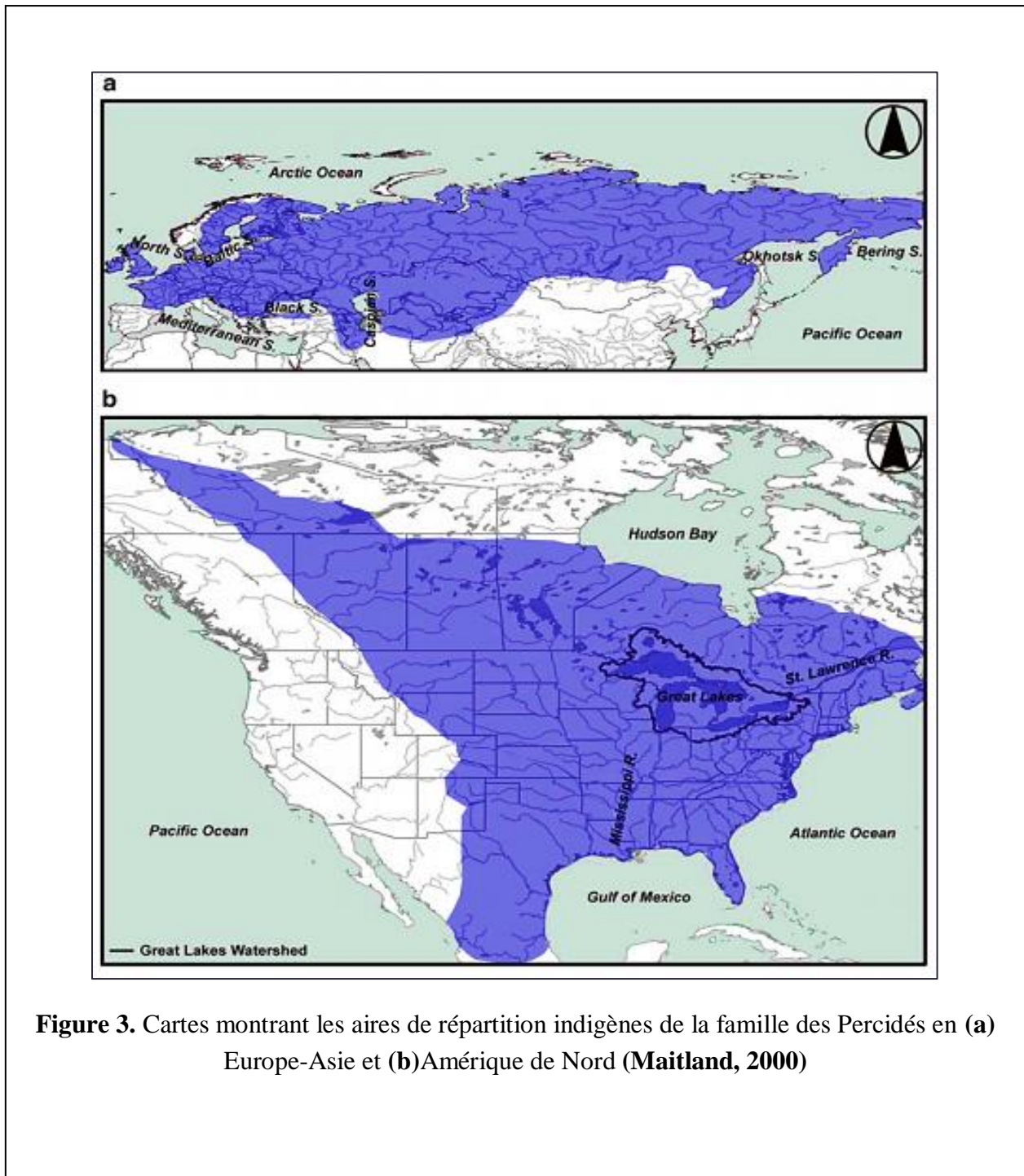


Figure 3. Cartes montrant les aires de répartition indigènes de la famille des Percidés en (a) Europe-Asie et (b)Amérique de Nord (Maitland, 2000)

3.Présentation de l'espèce :

3.1. Taxonomie :

Les Perciformes est permet les 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 sander regroupe 5 espèces(**Figure 4.a**) :

- Le sandre Sander lucioperca (**Linnaeus, 1758**) .
- Le Sandre de la volga Sander volgensis (**Gmelin,1789**) .
- Le Sandre marin Sander marinus (**Cuvier,1828**) .
- Le doré jaune Sander vitreus (**Mitchill, 1818**) .
- Le doré bleu Sander canadensis (**Griffith et Smith , 1834**) .

Les trois premières espèces sont originaires du continent Européen : S.lucioperca, S.volgensis dans la volga et les rivières de l'Oural et S.marinus dans les estuaires de la Mer Noire et de la Mer caspienne, S.vitreus et S.canadensis sont localisées en Amérique du Nord (**Schlumberger et Elie, 2008**) .

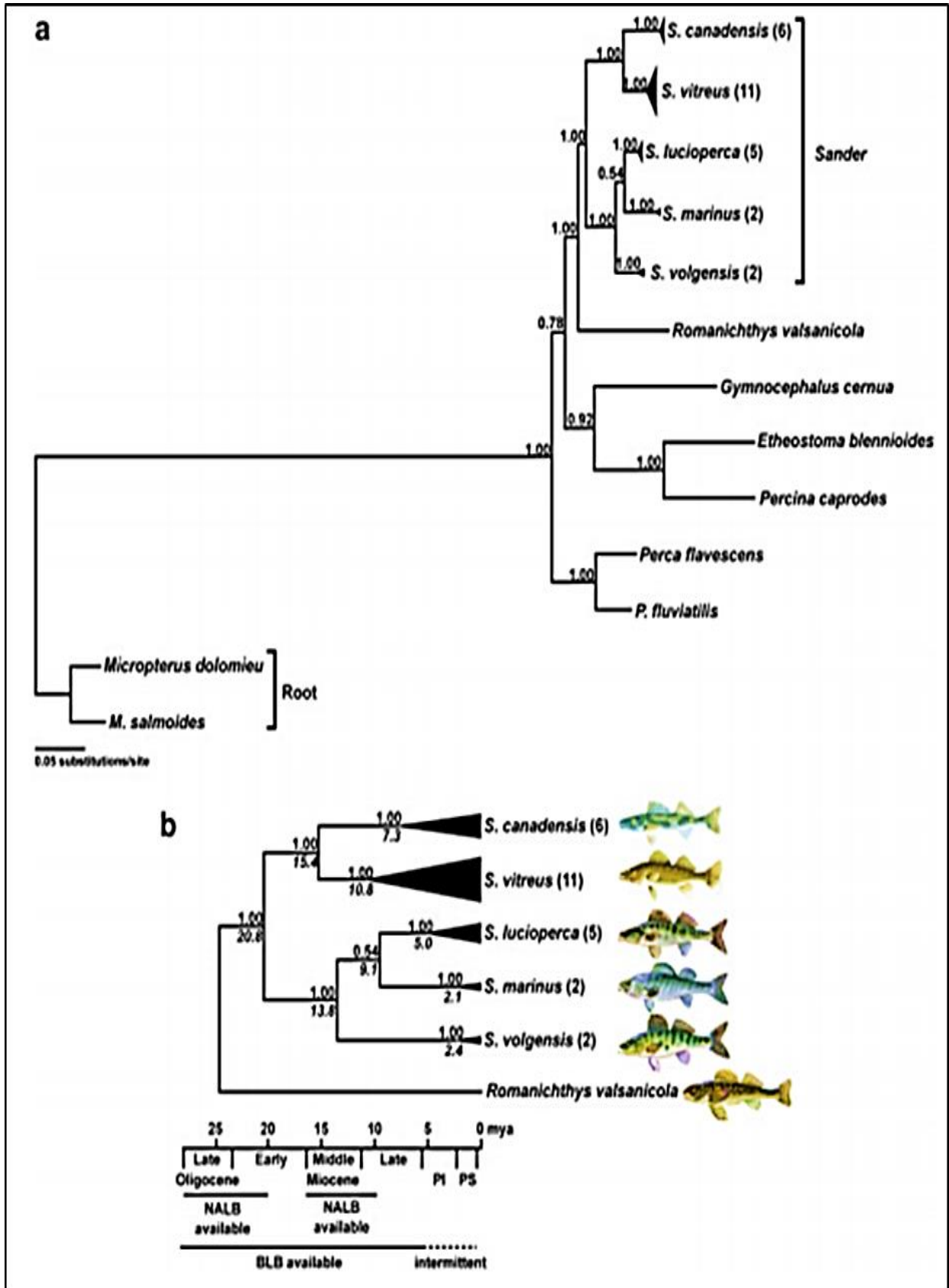


Figure 4. (a, b) Arbre phylogénétique des relations au sein du genre Sander et avec d'autres percidés(Haponski et Stepien ,2013).

3.2.Position systématique :

Tableau 2 .Position systématique du sandre *Sander lucioperca* (Linnaeus ,1758)

Règne	<i>Animalia</i>
Phylum	<i>Cortada</i>
classe	<i>Osteichtyes</i>
Sous classe	<i>Actinopterygii</i>
Infra classe	<i>Teleostei</i>
Ordre	<i>Perciformes</i>
Sous ordre	<i>Prcoidei</i>
Famille	<i>percidae</i>
Sous famille	<i>Luciopercinae</i>
Genre	<i>Sander</i>
Espèce	<i>Lucioperca (Linnaeus, 1758)</i>

Noms vernaculaire : sandre (Français), zander (**Allemand, Anglais**), pik-perch (**Anglais**).

3.3.Description:

Le corps est élancé,cylindrique et fusiforme et la tête etsallongée,pourvue d'u museau pointu la bouche,largementfendue,est armée de dents fortement développées (**Figure5.B**) dont certaines forment de puissantes canines sur prémaxillaire, le vomer et palatin mais pas sur la langue (**Poulet,2004**).

Les branchiospines sont munies d'épines. La ligne latérale se prolongue au début de la nageoire caudale. Le corps est recouvert de nombreuses petites écailles ctéroides, très rigueuses et solidement implantées (Keith et Dorson, 2003). L'œil est globuleux et vitreux avec une rétine munie d'un tapis réflecteur, le tapetum lucidum, riche en pigments rétinien qui réfléchissent la lumière augmentent l'acuité visuelle aux faibles intensités lumineuses (Figure 5.A).



Figure 5. Illustration des particularités morphologiques (A)(photo.fédération de pêche)et le type de dent (B) (photo personnelle.2020)

Le sandre dispose de deux nagoires dorsales, la première pourvue de rayons épineux séparés de seconde à rayons mous par un court intervalle, Les nagoires pectorales de couleur jaune pâle sont aussi de grande taille, ce qui lui procure une grande puissance et une bonne manoeuvrabilité (**Kottelat et Freyhof, 2007**). Le dos présente une coloration grise verdâtre avec des bandes verticales foncées alors que les flancs sont plus clairs (**Figure 5.A**). Le ventre est blanc sauf chez le mâle en période de reproduction qui exhibe une teinte plus sombre. Ce critère semble être d'ailleurs le seul dimorphisme sexuel fiable (**Poulet, 2004**). Le sandre dépasse rarement 1m pour 10-15kg. Les plus vieux individus atteignent 20 ans (**Bruslé et Quignard, 2001**).

3.4. Distribution géographique :

Le Sandre *Sander lucioperca* est un poisson originaire de l'Europe et l'Asie. Sa distribution s'étend de la mer Caspienne, la mer Baltique (**Figure 6.A**) (**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**).

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

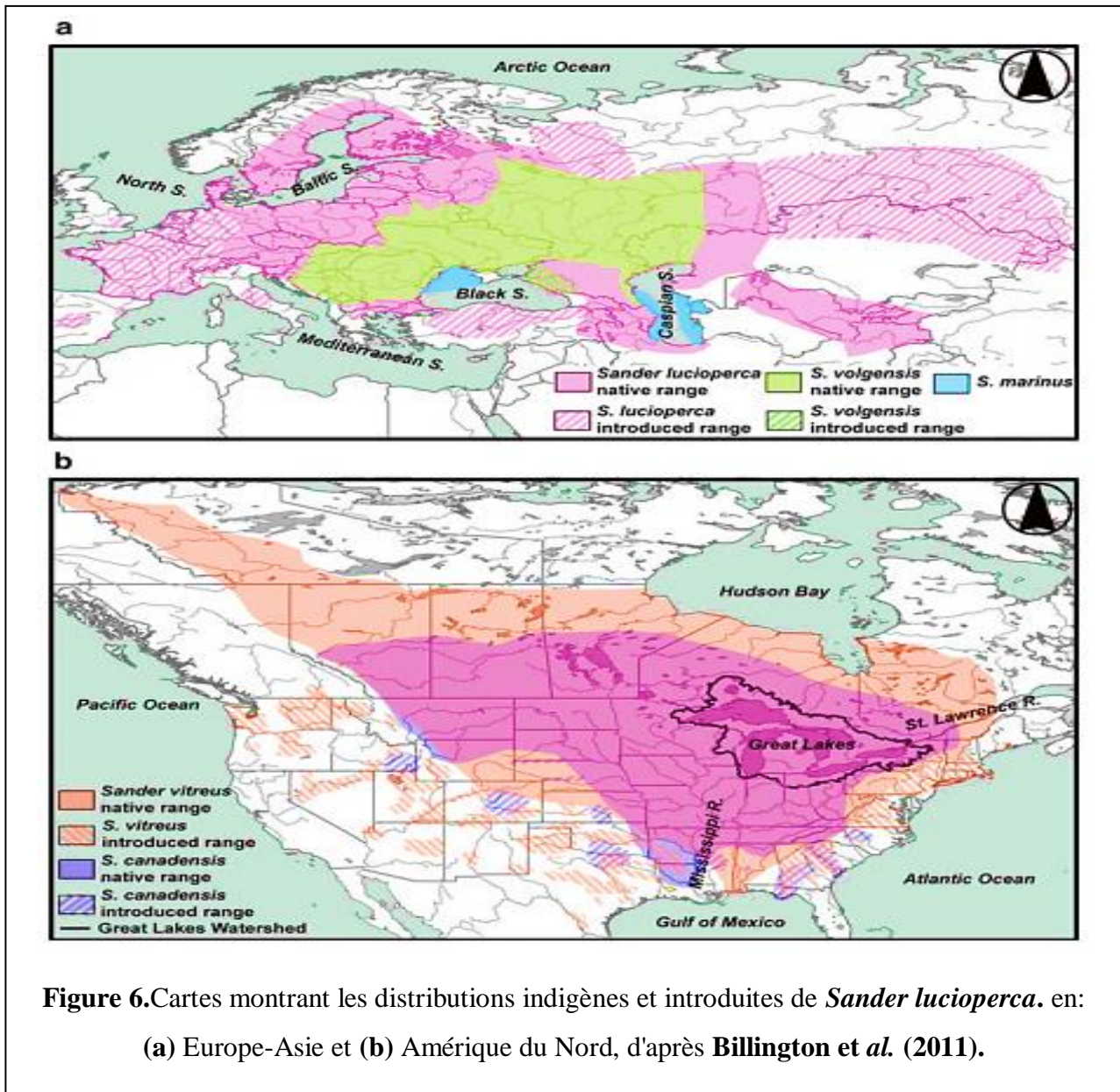


Figure 6. Cartes montrant les distributions indigènes et introduites de *Sander lucioperca*. en: (a) Europe-Asie et (b) Amérique du Nord, d'après Billington et al. (2011).

En Algérie, le ministère de la pêche et de l'aquaculture avait décidé d'importer des alevins du sandre 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 (MPRH, 2006).

La première opération d'ensemencement (1985-1986) réalisé par le centre National d'étude et Documentation pour la Pêche et l'Aquaculture (CNRDPA) avait touché 5.500.060 alevins de sandre. En 2004, une deuxième opération d'empoisonnement (9000 alevins) fut réalisé par le CNRDPA, avec la coopération du Ministre de la Pêche et des ressources Halieutique (MPRH), suivie par une troisième en (2005), où sont déversés 2400 alevins (Tableau 3).

À partir 2014, le CNRDPA a pu réaliser plusieurs opérations de la reproduction semi-artificielle du sandre et plus de 1.950.000 alevins ont été ensemencés entre (2014-2020)

Tableau.3 .

Tableau.3 . Campagne de peuplement et repeuplement des plans d'eau des alevins de Sandre Années (1985-2020, CNRDPA).

Wilaya	Année	Sites	Quantité (Alevins)
Ain Defla	1985	Barrage Ghrib	30 géniteurs
Boumerdès	1985	Retenue collinaire de Naceria. Retenue collinaire de Cap Djinet	30 géniteurs 1500000
El Tarf	1985	Lac Oubeira Cheffia	1000000 500000
Skikda	1985	Barrage Zardezas	1500000
Boumerdès	1986	Retenue collinaire Sidi Daoud	500000
TiziOuzou	1986	Drâa El Mizane	500000
Ain Defla	2004	Ferme Bessame Barrage El Mostakbel Barrage Ghrib Barrage Harreza	8400
Tipaza	2004	Barrage Boukerdene	
M'Sila	2004	Barrage K'Sob	
Skikda	2004	Barrage Guenitra	
Tipaza	2005	Barrage Boukerdene Barrage Meurad Etang artificiel (CNRDPA)	800
Guelma	2017	Barrage de Bouhamdene	250.000
Sétif	2017	Retenue collinaire Zairi Retenue collinaire Bouchtat	500.000 100.000

Sétif	2019	Retenue collinaireZairi	500.000
Sétif	2020	Retenue collinaireZairi	600.000

4. Ecologie :

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 leurs 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 et Élie, 2008**).

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 (**Moor & Bruton, 1988**).

5. 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 le besoins énergétique élevés indispensable 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 36ème jour avec une moyenne 1 mm/j (Figure 7), 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).

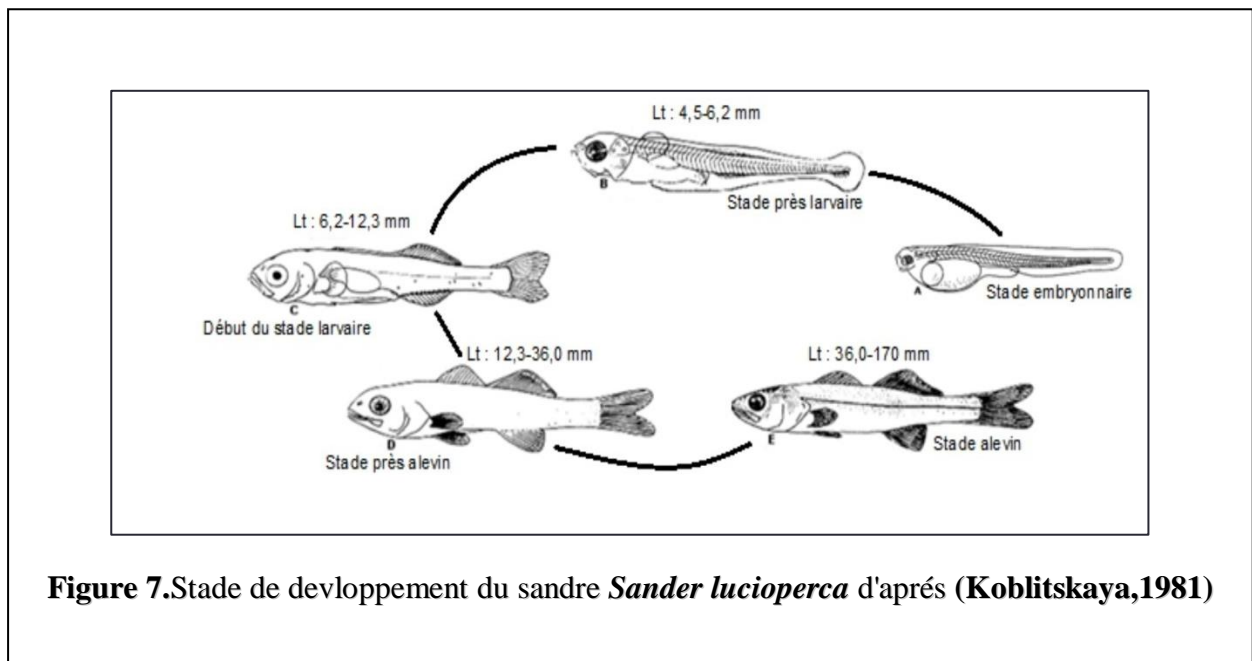


Figure 7. Stade de développement du sandre *Sander lucioperca* d'après (Koblitskaya, 1981)

6. 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 zoobnthos (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 and Quignard, 2001**).

7. Reproduction :

La reproduction du sandre est conditionnée, comme beaucoup d'autres espèces de poissons, par la température de l'eau. Elle commence pour cette espèce au environ de 14°C. Par ailleurs, la période de reproduction varie, selon les régions, d'avril à juin (**Lappalainen et al., 2003**). En Algérie elle est située entre mars et mai (**Meddour et al., 2005**).

À la maturité sexuelle (2-3 ans pour les mâles et 3-4 ans pour les femelles), correspondant respectivement à 33-37 cm et 40-45 cm (**Poulet, 2004**), les poissons se regroupent et migrent vers les frayères peu avant la ponte, en se tenant au repos dans des fosses profondes à proximité des lieux de reproductions

Les larves ont une longueur de 4,5 à 5,5 mm (**Kjellman et al., 2003**). Le zooplancton est la première nourriture des alevins, puis les larves d'insectes viennent compléter le menu. Mais à une longueur de 35 mm, les alevins engagent l'ichtyophagie (**Ljunggren, 2002**).

km), mais selon **Sonesten (1991) et Lappalainen et al., (2003)** peuvent être assez longues jusqu'à 250 km..

Par ailleurs, la ponte chez *Sander lucioperca* a lieu sur un nid rudimentaire fait de tiges et de racines (50 cm de diamètre) et le mâle qui aménage le nid, tend à rester fidèle au même site de ponte d'une année à l'autre tout en le surveillant et l'entretenant. Le nettoyage des particules de vase est assuré par un courant créé par le battement de ses nageoires. Les frayères peuvent se situer entre 1,5 et 15 mètres de profondeur suivant la transparence de l'eau (**Lappalainen et al., 2003**).

La femelle dépose alors ses œufs par petits paquets sur des petites racines, où le mâle les féconde et les protège mais aussi procède à leur oxygénation (**Lappalainen et al., 2003**). Les œufs sont adhésifs, bruns et transparents et mesurent entre 1 et 1,5 mm de diamètre et leur nombre est de 150 000 à 200 000 par kilo de femelle (**Meddour et al., 2005**). Ils naissent au bout d'une semaine à une température de 15 °C (permet de calculer une accumulation de

chaleur afin d'estimer la durée de développement d'un organisme) après l'éclosion. Les larves ont une longueur de 4,5 à 5,5 mm (**Kjellman et al., 2003**). Le zooplancton est la première nourriture des alevins, puis les larves d'insectes viennent compléter le menu. Mais à une longueur de 35 mm, les alevins engagent l'ichtyophagie (**Ljunggren, 2002**).

La reproduction avec traitement hormonal comprend le choix de l'hormone et la dose à injecter ; la sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de taille des ovules et de leur diamètre (**Viveen, 1986 ; De Graaf et Janssen, 1996 ; Imorou TOKO, 2007**). Les ovules arrivent à maturité après 11 à 15 heures à une température de 28 °C (**ImorouToKo 2007**). Le déterminisme des modifications anatomophysiologiques impliquées dans la ponte est l'ordre neuroendocrinien, associant des rythmes endogènes (horloge biologique) d'activités glandulaires à des stimulations sensorielles d'origine externe, par l'intermédiaire de l'axe hypothalamus-hypophyse-gonade (**Bruslé et Quignard, 2004**). Ces stimulations (**température, photopériode...**) agissent sur l'hypothalamus ou se déclenche la Gn-RH transportée par voie sanguine, va agir sur les récepteurs de Gn-RH des cellules gonadotropes de l'adénohypophyse. Ces cellules vont produire des hormones gonadotropes (GTH) agissant sur la maturation des gonades mâles et femelles (**Schlumberger, 2002**).

8 . 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.

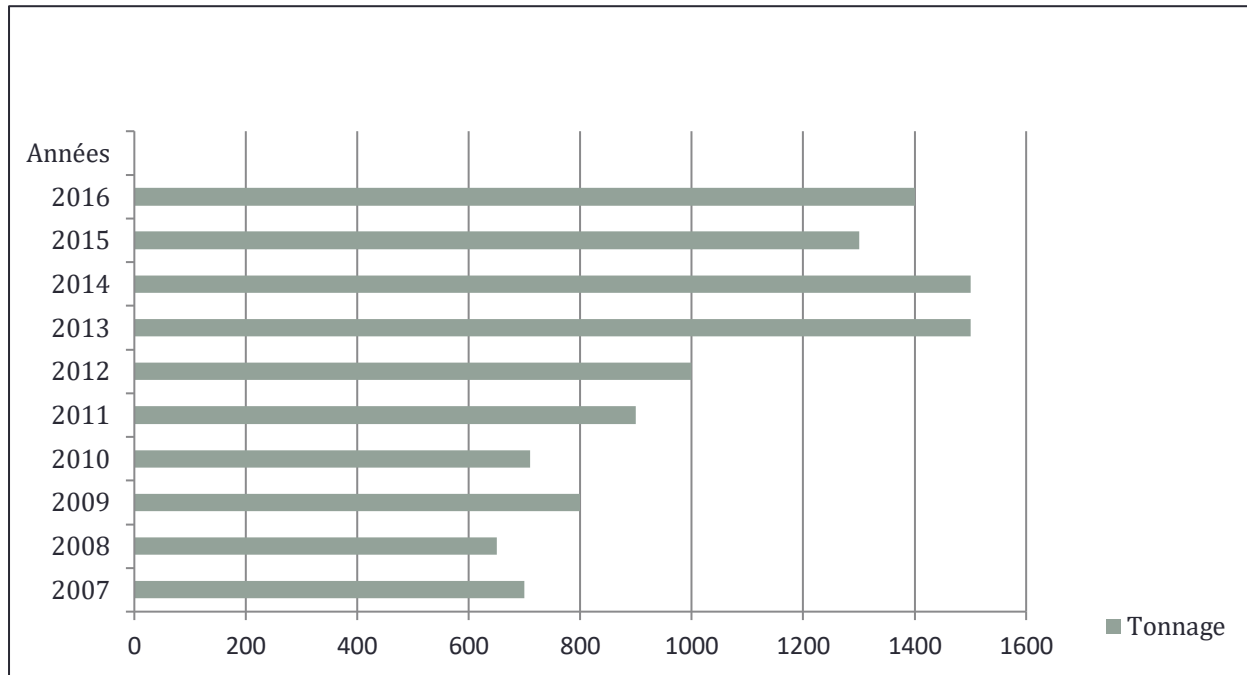


Figure 8. Production aquacole mondiale annuelle du sandre *Sander lucioperca* entre 2007 et 2016 (Fao, 2019).

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 *Sander 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)(Figure 8) 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 .

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 .

***Chapitre II - Matériels et
Méthode***

1. Echantillonnage et traitement des échantillons :

1.1. Pêche de géniteurs :

La pêche des géniteurs a été réalisée dans les retenues de Zairi et Ain Abassa dans la wilaya de Sétif. Les géniteurs sauvages de sandre sont souvent pêchés dans leurs milieux naturels en utilisant des filets pièges (senne tournante coulissante). pendant la saison de reproduction au cours des mois de Mars et Avril (**Peter et al., 1991**).

1.2. Sélection des géniteurs :

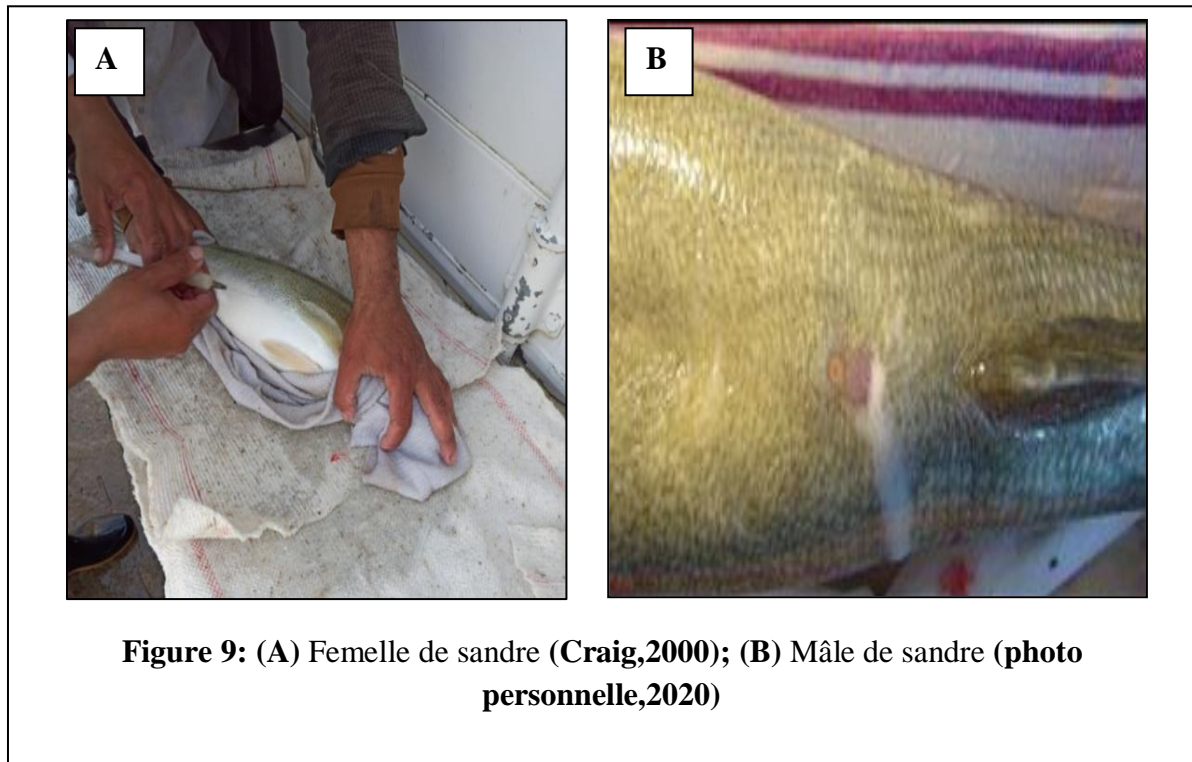
La sélection des géniteurs consiste à capturer des poissons adultes pendant leurs période de reproduction naturelle, ou de leur migration vers leurs frayères en évitant les stresser car ces dernier sont très vulnérables aux blessures au moment de leur capture dans les filets ou pendant le transport (**Kaszubowski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

❖ Chez les femelles:

- Ventre bien arrondi (**Figure.9.B**).
- Papille génitale gonflée, en saillie, rouge ou rose.
- Orifice anal également gonflé et en saillie.
- Abdomen d'une couleur rougeâtre.

❖ Chez les mâles:

- Libération de quelques gouttes laitance (sperme) lors d'une pression sur les flancs (**Figure.9.A**). Il faut prendre en considération que les géniteurs sauvages ne sont pas faciles à capturer car ils deviennent nerveux et sautes tout en refusant de s'alimenter.



1.3.Traitements des géniteurs :

Une fois arrivée à l'écloserie, les géniteurs du sandre ont été mis dans des bassins de stabulation. Ceux-ci sont munis de dispositifs d'aérations et d'un thermorégulateur afin de maintenir les poissons dans les températures optimales de reproduction, situées entre 14 et 16°C. La température a été suivie toutes les heures durant toute la période de reproduction et mesurer à l'aide d'un multiparamètre.

Pour éviter la baisse brutale de la température due au froid très marqué au niveau de la station, quatre résistances chauffantes ont été ajoutés dans chaque bassin de stabulation pour réguler la température.

2.Protocole expérimental:

2.1.Préparation des géniteurs :

Le matériel utilisé dans notre expérience est mentionné dans le tableau 5 avec le rôle de chaque outil.

Tableau.4: Matériel utilisé dans l'induction de la ponte l'éclosion et l'étude morphométrique des larves de sandre *Sander lucioperca* .

Materiel	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
NaCl	Dissolution du granulé d'hormone
HCG	Préparation de pêtuit hypophysaire
Balance de terrain	Mesurer le poids des poissons et l'aliment
La loupe avec appareil photos	Observation (œufs, larve et l'eau)
Serengue jetable	Injecter l'hormone
Diffuseurs	Aération
Salabre	Capture des poissons
Des sepillières humides	Maitre les géniteurs calmes pendant l'injection
Les nids	Assuré la reproduction artificiel
Cathéter	Récupération des ovocytes
Icthyometre	Mesures morphométriques
Microscope optique	Mis au points la morphologie et le develeppement des oeufs
Fil et des perles colorés	Couture et marqué les poissons

A l'aide d'un salabre, les mâles et les femelles ont été capturés près des bassins de conditionnement et déposés dans une cuvette remplie d'un mélange d'eau et d'un anesthésiant (**Eugénol**) (**Figure.10.B**) à une concentration de 3ml/50 litres d'eau (**Figure.10.A**). L'anesthésie est nécessaire lors de la manipulation des poissons hors de l'eau. Il est recommandé d'utiliser un anesthésiant

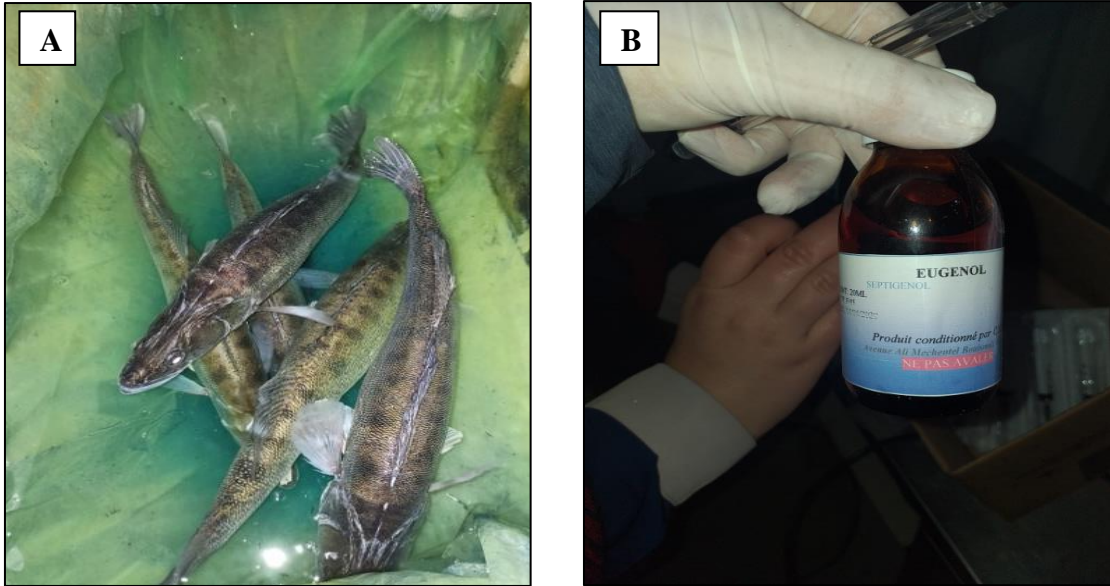


Figure 10:(A)Géniteurs sous l'anesthésie ; (B) L'anesthésie utilisé, (photo personnelle,2020)

Le pesage des géniteurs se fait à l'aide d'une balance électronique pour déterminer les doses d'injections hormonale pour chaque géniteur. Le marquage se fait au niveau de la nageoire dorsale, avec des couleurs différentes pour faciliter l'identification des géniteurs par rapport leurs stade de maturation(Figure.11).

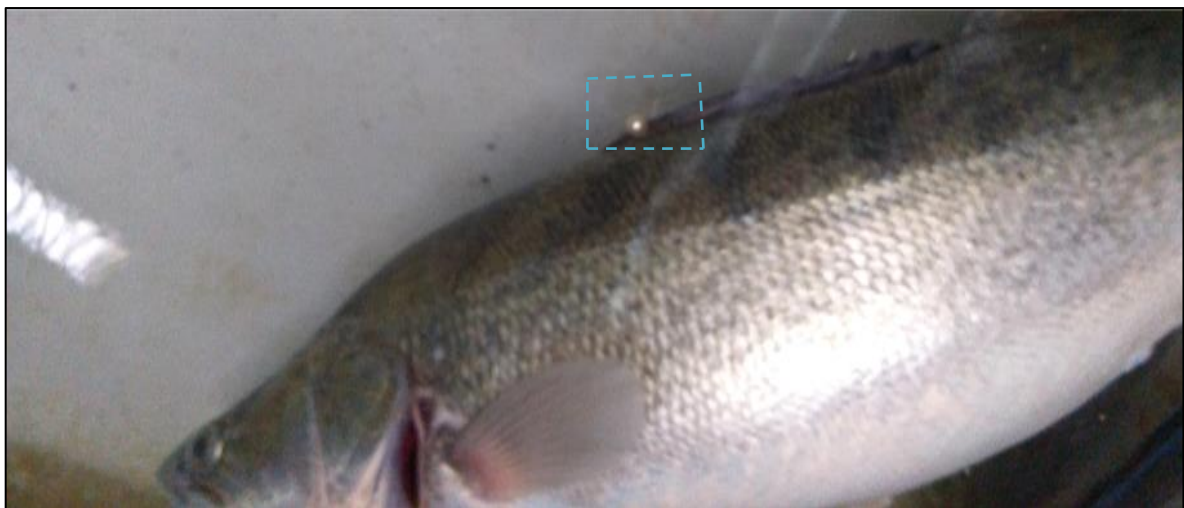


Figure 11: Le marquage des géniteurs (photo personnelle.2020)

2.2.Détermination de l'état de maturité des ovocytes :

2.2.1.Echelle Macroscopique :

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 (**Figure.12**), ou les prélèvements des ovocytes ses faites par un cathéter 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 de **Żarski et al (2011)**.

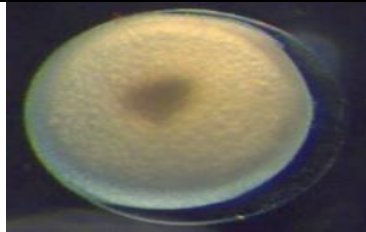

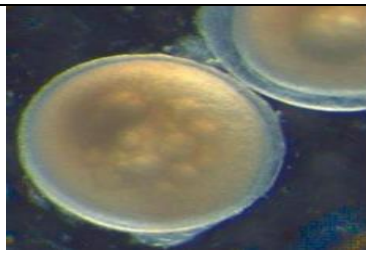



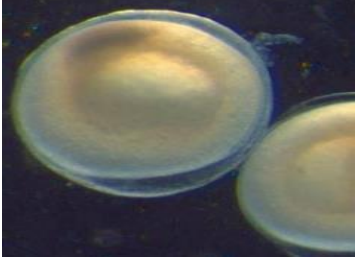
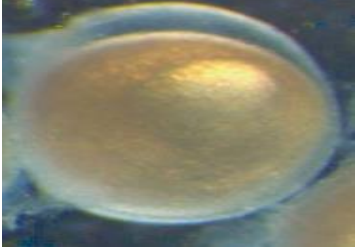
Figure 12: La technique de cathétérisation (photo personnelle .2020)

L'efficacité de la stimulation hormonale ainsi que le temps de latence après un traitement hormonal chez les femelles dépendent strictement du stade de maturité (**Brzuska 1979, 1988**). Jusqu'à récemment, en aquaculture d'eau douce, la position de la vésicule germinale (GV) dans les ovocytes préovulatoires était prise en compte pour déterminer le stade de maturation des femelles. En effet, quatre stades ont été distingués: position centrale de la GV (**stade 1**), migration précoce de la GV (**stade 2**), migration de la GV (stade 3), position périphérique de la GV ou des ovocytes après la dégradation de la GV(**stade 4**).

Cependant, l'application de cette méthode aux percidés d'eau douce a dans de nombreux cas créé de nombreuses ambiguïtés et a par conséquent révélé une faiblesse de cette classification dans ce groupe de poissons (**Żarski et al. 2011, 2012**). La plus grande ambiguïté concernait la dernière étape (**étape 4**), où certains auteurs à ce stade ont qualifié les ovocytes avec la GV en position périphérique (**Kucharczyk et al.1996, 1998, 2001; Targońska et al.2014; Żarski et al.2011**) et d'autres ovocytes ayant déjà subi une dégradation (**Barry et al. 1995; Malison et al. 1998; Ronyai 2007; Zakęś et Demska-Zakęś 2009**). Par conséquent, une vérification du processus de maturation finale de l'ovocyte a été effectuée afin de distinguer les caractéristiques percidiques de la préovulation. En fait, six stades de maturation préovulatoire des ovocytes ont été distingués chez la perche européenne (**percidés**) selon **Żarski et al. (2011)** (Tableau 5).

Tableau 5 : Les stades ovocytaires (les images par microscope optique, (G40)) (**Żarski et al ,2011**)

Stades	Position de vésicules germinale	Images
I.	Centrale	
II.	Début de migration	
III.	Migrée du centre	

IV.	En périphérie	
V.	Sur le bord	
VI.	Invisible	

L'état de spermiation est vérifié par pression sur la papille génitale. En effet, lorsqu'il n'y a pas de sperme qui sort de la papille génitale on parle d'un individu non spermiant, et dans le cas où le sperme coule de la papille génitale on parle d'un individu spermiant.

2.2.2.Echelle Microscopique :

Au cours d'un cycle sexuel les ovaires changent aussi bien d'aspect macroscopique (coloration, volume, poids,... etc.) que microscopique (ovocytes subissent des modifications cytologiques et augmentent de taille). L'examen histologique des ovocytes permet en effet d'établir les caractéristiques microscopiques de chaque stade macroscopique défini et de mettre en évidence, les étapes successives de la vitellogenèse dans les ovocytes. Une échelle de développement ovocytaire en six stades a été utilisée selon **Żarski et al (2011a)**. L'étude histologique a concerné 3 individus, 2 femelles et 1 mâle, le **tableau.6** , présente les caractéristiques des individus utilisés dans cette étude.

Tableau 6. Caractéristiques des individus utilisés dans l'étude histologique.

Sexe	Taille (cm)	Poids (g)	Poids des gonades (g)
Femelle 1	42	780	15
Femelle 2	37.8	490	11.86
Mâle	44	717	2.5

La technique des coupes histologiques est classique. Elle fait appel à une coloration double (**Hématoxyline-éosine**) (**Figure13**) . Après leur fixation au Bouin alcoolique pendant 48 h, les fragments sont lavés et déshydratés à l'éthanol, puis préparés au toluène pour une inclusion à la paraffine. Les blocs ainsi obtenus sont sectionnés en coupes sériées de 5 à 7 µm et colorées. Les stades ovocytaires sont décrits et analysés sur des coupes montées entre lames et lamelles et observées au microscope optique (**type Eurotek by orma**) d'une caméra liée à un ordinateur.

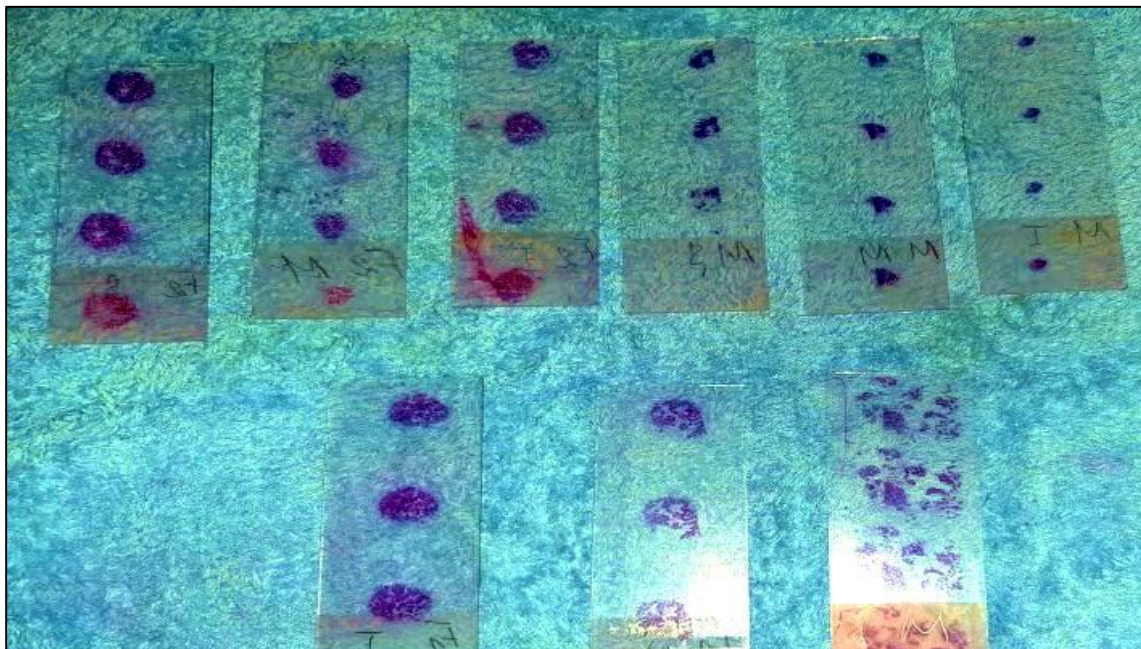


Figure 13: Les coupes hitologique de gonades sandre *Sander lucioperca* (photo personnelle,2020)

2.3. Traitement hormonal :

Dans le cas de ce travail, l'hormone utilisée pour la stimulation des géniteurs est L'hypophyse : sous forme granulée, le poids moyen d'un granulé est de 3 mg. Pour déterminer le nombre de granulés d'hypophyse à broyer :

$$\frac{(\text{poids total des géniteurs} \times \text{la dose injectable d'hormone})}{\text{le poids moyen d'un granulé}}$$

Pour la préparation de la solution hypophysaire, on pèse les granulés et on procède à leur broyage au pilon d'un petit mortier en porcelaine (**figure.14.A**) en s'assurant qu'il est parfaitement sec. On ajoute alors immédiatement 1 ml de solution saline (sérum physiologique) mesuré dans une seringue graduée de 5 ml. Après être assuré que la poudre des granulés et la solution soit bien mélangées, la préparation est aspirée à l'aide d'une autre seringue laissant le tissu résiduel déposé au fond de mortier.

➤ Doses et lieu d'induction hormonale.

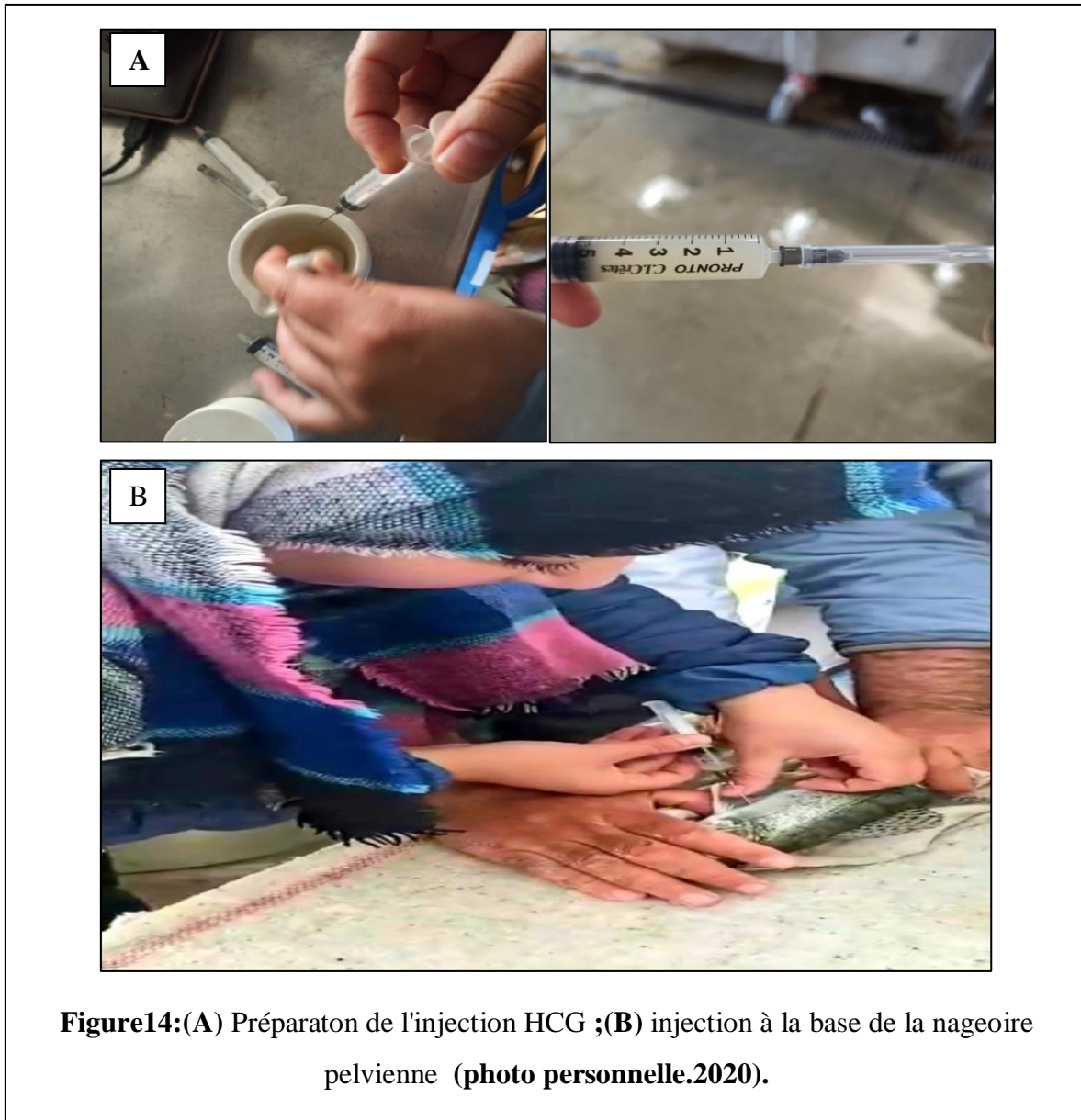
Lors du traitement hormonal, les géniteurs doivent être retirés du bain anesthésiant dès qu'il y a perte d'équilibre. Par la suite, ils sont séchés à l'aide d'une serviette propre et maintenus sur une table de manipulation.

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.

Pour les femelles du sandre, les doses d'hormone hypophysaire 3mg d'hypophyse par kg de poids vif des géniteurs ont été administrées en 2 injections. La première injection a été de 10% de la dose totale ; la deuxième injection a été de 90% de la dose totale. Pour les mâles, les mêmes doses ont été utilisées que pour les femelles mais avec une seule injection.

Dans notre étude, la première injection a été effectuée pour les deux sexes le **10 mars 2020** à **11h AM (Figure.14.B)** à une température moyenne de bassin 1 (**14,02±1,33°C**) et bassin 3 (**11,3±0,8°C**). Les femelles ont été injectées 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)** La deuxième injection décisive a été effectuée pour les femelle seulement, le 11

mars 2020 à 11:00h PM.à une température moyenne de bassin1 ($17,51\pm 0,74^{\circ}\text{C}$), bassin 2 ($15,44\pm 2,25^{\circ}\text{C}$), bassin 3 ($16,47\pm 1,76^{\circ}\text{C}$), bassin 4 ($15,82\pm 2,85^{\circ}\text{C}$).L'intervalle entre les deux injections est estimé à 12 heures.



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.7** .

Tableau 7 : Nombre de nids et la sex-ratio du sandre 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).

Bassins Paramètres	B1	B2	B3	B4
Sex-Ratio(F:M)	1:1	1:1	1:1	1:2
NN	2	2	2	3
L × LA	40*40 30*40	40*40 20*30	40*40 30*30	40*40 30*30

Avant la remise des géniteurs dans les bassins, des nids fabriqués de gazon artificiel (**Figure.15**) 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, l’oxygène dissous et le PH à l'aide d'un multi-paramètre chaque 2 heures.



Figure 15. Posé les nids fabriqués en gazon artificiel(photo personnelle.2020)

2.4. Incubation, Fécondation et Développement embryonnaire

➤ Incubation :

L'incubation des œufs fécondés (Figure,16.A) de *Sander lucioperca* est réalisée sur 8 nids placés dans un bac de 120 L (Figure.16.B). Un contrôle quotidien de la température et le PH pendant toute la période d'incubation pour maintenir la température constante entre 14 et 16 °C et le PH entre 7 et 8 dans le bac, en plus d'une surveillance régulière de la qualité des œufs pour retirer les œufs blancs par siphonage.

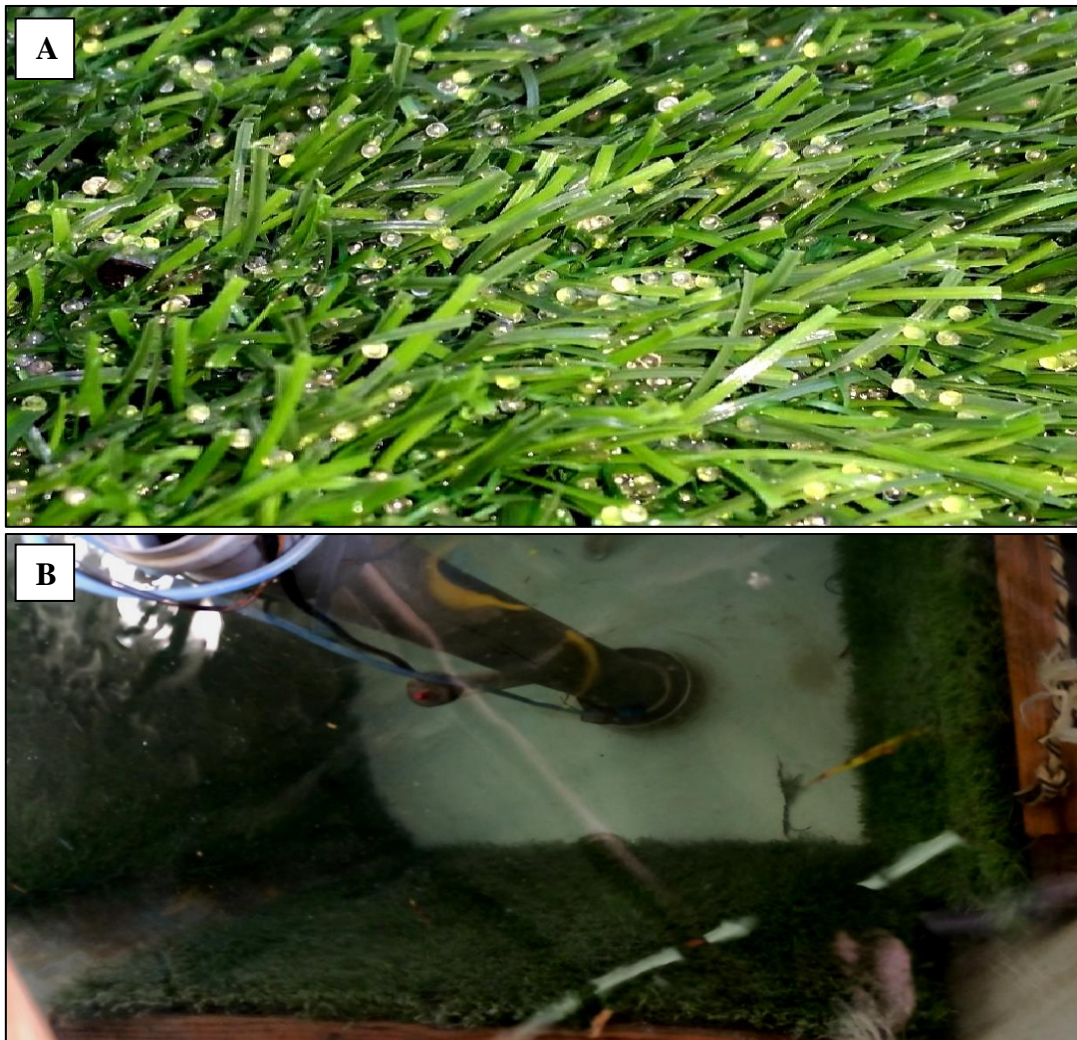


Figure 16: (A) Nid à des œufs fécondés,(B) Les nids placés dans le bac pour incubation les œufs (photo personnelle.2020)

➤ **Fécondation et Développement embryonnaire**

Un prélèvement chaque 4h a été effectué pour la détermination des stades de développement embryonnaire et afin de calculer le taux de fécondation, les œufs fécondés (marron) et non fécondés (blanche) en visualisant les œufs à l'œil nu pour calculer le taux

Le développement de l'œuf est un processus rapide qui passe du gonflement de l'œuf à la morphogénèse 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**).

A cette étape on utilise une loupe binoculaire (10*40) et un microscope électronique(G40) pour vérifier l'état de développement embryonnaire des œufs en fonction de temps et identifier les différents stades de développement embryonnaire.

2.5.Eclosion :

Après quelque jour d'incubation, les premières éclosions ont été observées. Quelques heures après, tous les œufs ont éclos. les larves du sandre ont été transférées dans des aquariums.

2.6.Elevage larvaire:

En élevage, les phases les plus difficiles sont l'incubation des œufs et l'alevinage. Pour assurer la réussite de cette dernière un contrôle permanent des paramètres physico-chimiques de l'eau d'élevage a été nécessaire pendant toute la durée de l'expérience (matin et soir).

L'élevage larvaire pour le sandre n'a pas été suivi après l'épuisement du sac vitellin (après 3 jours du développement larvaire), par manque d'aliment vivant et par la suite par mortalité totale des larves.

Durant les 3 premiers jours, les larves de *Sander lucioperca* ont été élevées dans des aquariums de 60 litres, sans alimentation, car elles puisent leurs réserves du sac vitellin. L'élevage larvaire pour le sandre n'a pas été suivi.

***Chapitre III - Résultats et
Discussion***

1. Pêche et sélection des géniteurs:

Un lot de 9 géniteurs (**4 Femelles, 5 mâles**) a été constitué pendant la période qui s'étale du 10 mars au 1 avril 2020 (**Tableau 8**). La taille des géniteurs est comprise entre 360 mm et 450 mm pour les femelles et 250 mm et 350 mm pour les mâles, et le poids varie entre 1,8 kg et 4 kg pour les femelles, et entre 0,5 kg et 1 kg pour les mâles.

Tableau 8 : Le nombre et le lieux de géniteurs pêchés

Date	Lieu	Nombre de géniteurs			
		Mâles	Femelles	Total	Mortalité
02-03-20	Retenu de Zairi(Setif)	12	15	27	3
05-03-20	Retenu de AinAbessa (Setif)	5	7	12	2

L'ensemble des géniteurs pêchés dans Retenu de Zairi est caractérisée par une dominance des femelles. Ce phénomène peut être expliqué par la période de pêche qui coïncide avec la période de fraie naturelle du sandre. Dans cette période le mâle commence la construction du nid lorsque la température de l'eau est au voisinage de 12°C (**Scott et Crossman, 1973**), cette température a atteint ce niveau durant les mois d'avril et mars. Dans cette période les mâles s'occupent de la préparation des nids et la garde de frai ce qui limite sa prise par pêche. Par contre les femelles circulent librement ce qui augmente leur chance de capture.

Les géniteurs conditionnés préalablement à une température de $12,27 \pm 3,16$ °C chez les mâles et $10,65 \pm 1,42$ chez les femelles (**Tableau.9**). L'analyse statistique ne montre aucune différence significative de la température de conditionnement des deux sexes chez l'espèce *Sander lucioperca*.

Tableau.9 : Température de conditionnement des géniteurs du *sandre lucioperca* dans l'écloserie de Ouricia à Setif (B1 : Bassin des femelles ; B2 : Bassin des mâles ; M : moyenne ; E : écart-type).

La date	Temps(l'heures)	Bassins	Température (°C)	oxygène desous(°O)
10-03-20	17:00	B1	07.03	8.85
		B2	08.33	8.90
	19:00	B1	08.05	8.54
		B2	09.07	8.68
	21:00	B1	08.75	8.86
		B2	09.42	8.50
	23:00	B1	12.00	7.60
		B2	10.00	7.50
11-03-20	04:00	B1	13.01	7.51
		B2	11.08	7.55
	06:00	B1	14.01	6.15
		B2	11.22	7.83
	09:00	B1	15.15	5.34
		B2	12.36	6.94
	11:00	B1	15.75	5.70
		B2	11.88	7.06
	13:00	B1	16.72	5.35
		B2	12.56	6.55
M± E		B1	12.27 ±3,16	7.10 ±1,36
		B2	10.65 ± 1,42	7.72 ±0,77

2.L'état de maturité des ovocytes :

2.1.Echelle macroscopique:

Dans nos échantillons nous avons remarqué une abondance du stade ovocytaire **III** pour l'ensemble des échantillons par rapport au (**stade IV**), cette observation est relevée fréquemment, malgré l'injection faite à deux reprises pour les géniteurs en phase

d'expérimentation, cela signifie que le développement ovocytaire est limité (**stade IV**), et que le 4ème stade n'a pas pu être observé ce qui bloque le développement larvaire du probablement dû un facteur environnement autre que la température.

2.2.Echelle microscopique:

L'étude histologique (**figure.17,18,19**) montre que les stades admis précédemment (échelle macroscopique) correspondent effectivement à différentes étapes de maturation des ovocytes

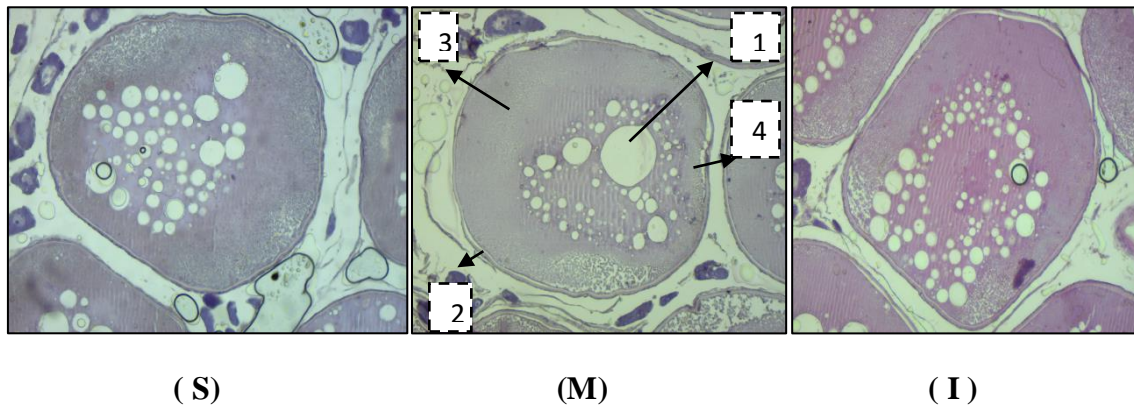


Figure 17. Caractéristiques histologiques des stades de développement ovocytaires de sandre.

Les coupes(S:Superieure;M:moyenne;I:inférieure) ;Femelle N°1: (1) gouttelettes lipidiques(2) zona radiataexterna(3) vitellus homogène (après protéolyse) avant hydratation (4) alvéole corticale.par microscope optique (G10) (personnelle.2020)

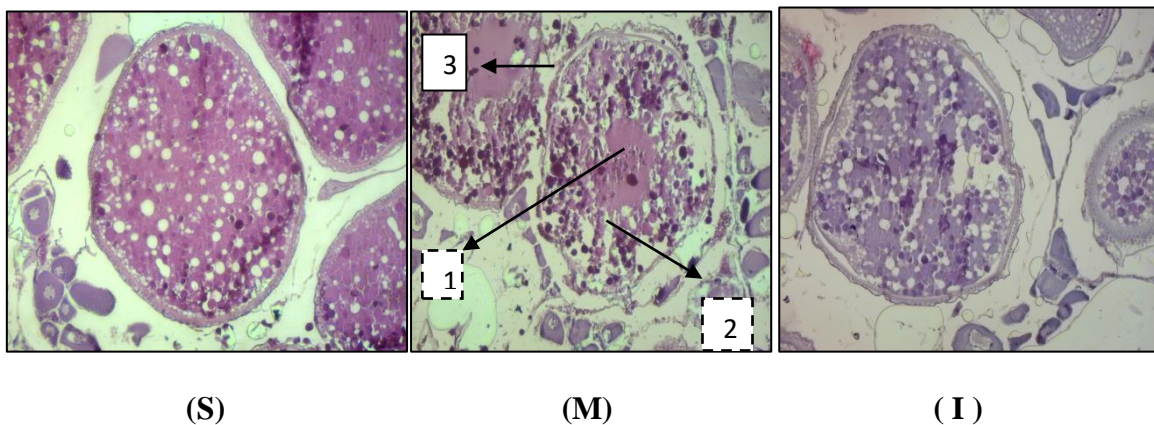


Figure 18. Caractéristiques histologiques des stades de développement ovocytaires de Sandre.

Les coupes (S:Superieure;M:moyenne;I:inférieure). Femelle N°2, (1) vésicule germinale ,(2) gouttelettes lipidiques, (3)zona radiataexterna.par microscope optique (G10) (photo personnelle.2020).

L'examen histologique a montré que durant la période de reproduction (mars-avril), l'ovaire des individus matures, sont rassemblés plusieurs types d'ovocytes plus ou moins évolués, empilés et serrés les uns contre les autres. L'analyse des coupes histologiques des femelles a permis de distinguer deux stades: le stade 4 (**figure18**), la vésicule germinale à la périphérie avec des gouttelettes lipidiques au centre, et le stade 5 (**figure17**), caractérisé par la décomposition de la vésicule germinale.

Le sandre présente une croissance ovocytaire synchrone, c'est un reproducteur annuel et pond tous les œufs en même temps. Selon **Hokanson (1977)**, la croissance des ovaires a lieu pendant la saison la plus fraîche (mars-avril), lorsque la croissance corporelle cesse et la température en dessous d'un certain seuil (**10-14 C°**) est nécessaire pour la maturation des gonades.

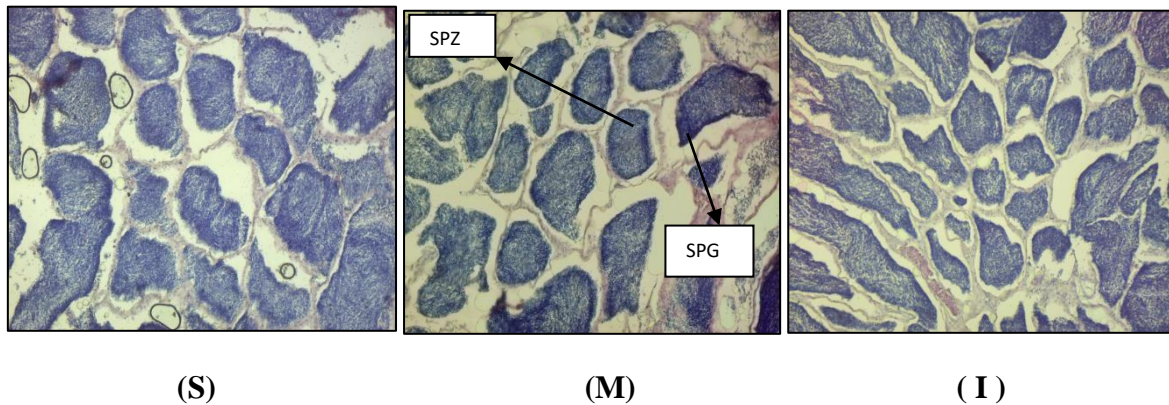


Figure 19. Coupes histologiques des testicules de Sandre .(SPZ) spermatozoïdes .(SPG) spermatogonies. (**S:superieure; M:Moyenne; I:inferieure**) par microscope optique (G10) (photo personnelle.2020).

Il est moins aisé de définir une échelle sexuelle pour les mâles : d'une part, parce que la distribution des diamètres des spermatogonies et spermatoocytes est impossible à faire vu leur très petite taille et d'autre part parce que les caractères macroscopiques et histologiques des gonades ne sont pas très différenciés suivant les stades (**Figure19**). Malgré tout, nos observations permettent d'adopter une échelle en six stades (**Le Duff, 1997**) :

- ❖ I .Immature.
- ❖ II. Repos.
- ❖ III. En voie de maturation.
- ❖ IV. Pré-émission.
- ❖ V. Émission de spermatozoïdes.

- ❖ VI. Fin de l'émission des spermatozoïdes et récupération.
- ❖ VII. Fin de la dernière émission de spermatozoïdes

À travers cette échelle, l'état de maturité de la laitance (sperme) peut être placé dans le cinquième stade qui se caractérise par l'émission de spermatozoïdes.

3. Réponse à la stimulation hormonale et fécondation:

Les géniteurs dans les quatre bassins ont répondu positivement à l'injection et donné des bons résultats, sauf le bassin N°1, les oeufs ont été pas fécondés (le mâle de bassin N°1 n'était pas mature) par rapport à leur couleur (l'oeuf fécondé à une couleur jaune transparente tandis que l'oeuf non fécondé à une couleur blanche opaque (**Figure20**), ces résultats rejoignent les travaux trouvés par Jacuemon en 1996.



Figure 20. Les oeufs de Bassin N°1 (photo personnelle, 2020)

❖ Temps de latence

C'est le temps exprimé en heures qui s'écoule entre le moment de l'injection hormonale et celui de la ponte. Nous avons obtenu un temps de latence variable, qui varie de **48 à 72** heures. le **12 mars 2020** à **17:00**, les femelles du sandre *Sander lucioperca* déposent ses œufs sur les 8 nids à une température de 17,47 °C, 18,08 °C dans les bassins 1 et 2

respectivement et pour les bassins 3 et 4 le 13 mars 2020 à 07:00 à une température de 17,06°C;15,27°C respectivement.

Cette différence peut être expliquée par le rôle de l'hormone dans induction de la maturation des gonades (l'ovulation et la production de laitance).

4. Contrôle des paramètres physiques de l'eau :

Un suivi des paramètres physiques (température, oxygène dissous et pH) sont présentées dans les (Annexes.C ,D ,E). Les différents paramètres physiques de l'eau ont été mesurés chaque 2 heures dans chaque bassin sauf le PH qui a été mesuré une seule fois par jour dès le premier jour de l'expérience. Les températures moyennes sont indiquées dans le **tableau.10** , les valeurs respectives sont de **15,12 ± 2,82 °C**, **17,32 ± 2,2 °C**, **14,95 ± 3,52 °C** et **15,66 ± 5,09 °C** dans les 4 bassins . Une augmentation progressive de la température moyenne de chaque bassin en fonction du temps avec une valeur moyenne maximale de **20,20 ± 2,03 °C** enregistrée dans le quatrième bassin. Alors que, les plus basses valeurs sont enregistrées au cours de la première journée (**7,03 ±3,44 ≤ T° ≤ 12,56±1,61**).

L'évolution des teneurs moyennes de l'oxygène dissous est antagoniste de celle de la température dont elle montre une diminution progressive. La valeur la plus élevée est signalée dans le 3ème bassin pendant le premier jour (**8,90 ± 0,84 mg/l**), Tandis que les valeurs les plus basses de l'oxygène dissous ont été observées pendant le 3ème jour dans tous les bassins (**4,55 ± 0,59 mg/l ≤ O° ≤ 6,52± 0,55**) (Annexes. C,D).

Cependant, Les valeurs du PH sont presque identiques dans tous les bassins (**7,87 ≤ pH ≤8,45**) (Annexes C,D,E) .

Tableau.10 : Température moyenne des bassins pendant le temps de latence chez le sandre *Sander lucioperca*

Paramètres	B1	B2	B3	B4
MOYENNE	15,12	17,32	14,95	15,66
E-TYPE	02,82	02,20	03,52	05,09
TL	60	48	66	72

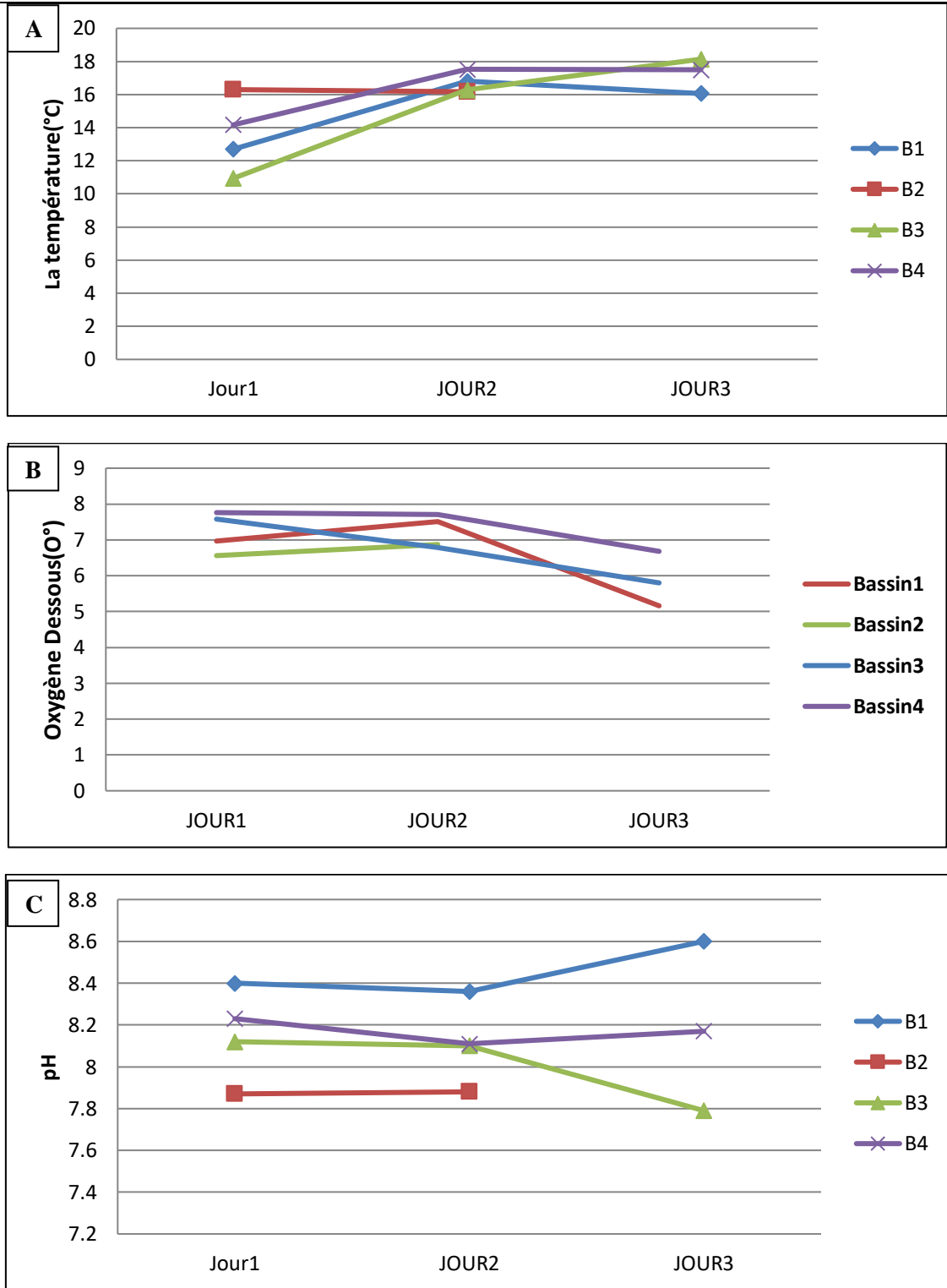


Figure21 . Valeurs moyennes des différents paramètres physiques en fonction du temps de latence chez le Sandre *Sander lucioperca* ,(A): Température (T), (B):oxygène dissous,(O°);(C) :PH ; **B1** : bassin 1 ; **B2** : bassin 2 ; **B3** : bassin 3 ; **B4** : bassin 4 ; **J1** : 1^{er} jour; **J2** : 2^{ème} jour ; **J3** : 3^{ème} jour) .

5. Eclosion :

L'éclosion des œufs du sandre a eu lieu quatre à cinq jours après la ponte c'est-à-dire le **16 et 17 mars 2020** à **00:00** et **17:00h** respectivement suite à une observation des larves au niveau des nids. Elle s'est effectuée à une température moyenne de **17,48±1,17 °C**. Afin de les séparer des nids, les larves ont été déplacées à l'aide d'un récipient vers des aquariums dont la température moyenne est proche de la température moyenne à laquelle les œufs ont éclos (**18 à 24°C**).

6. Le 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 et puis commence le développement embryonnaire (**Figure.22**). Comme chez tous les autres poissons, la phase embryonnaire du Sandre *sander lucioperca* 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. 22 A**), blastula (**Fig. 22 B**) et gastrula (**Fig. 22 C**) jusqu'au début de l'organogenèse.
- ❖ La phase embryonnaire commence lorsque l'organogenèse est initiée et s'arrête une fois l'éclosion achevée (**Fig. 22 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. 22 I**).

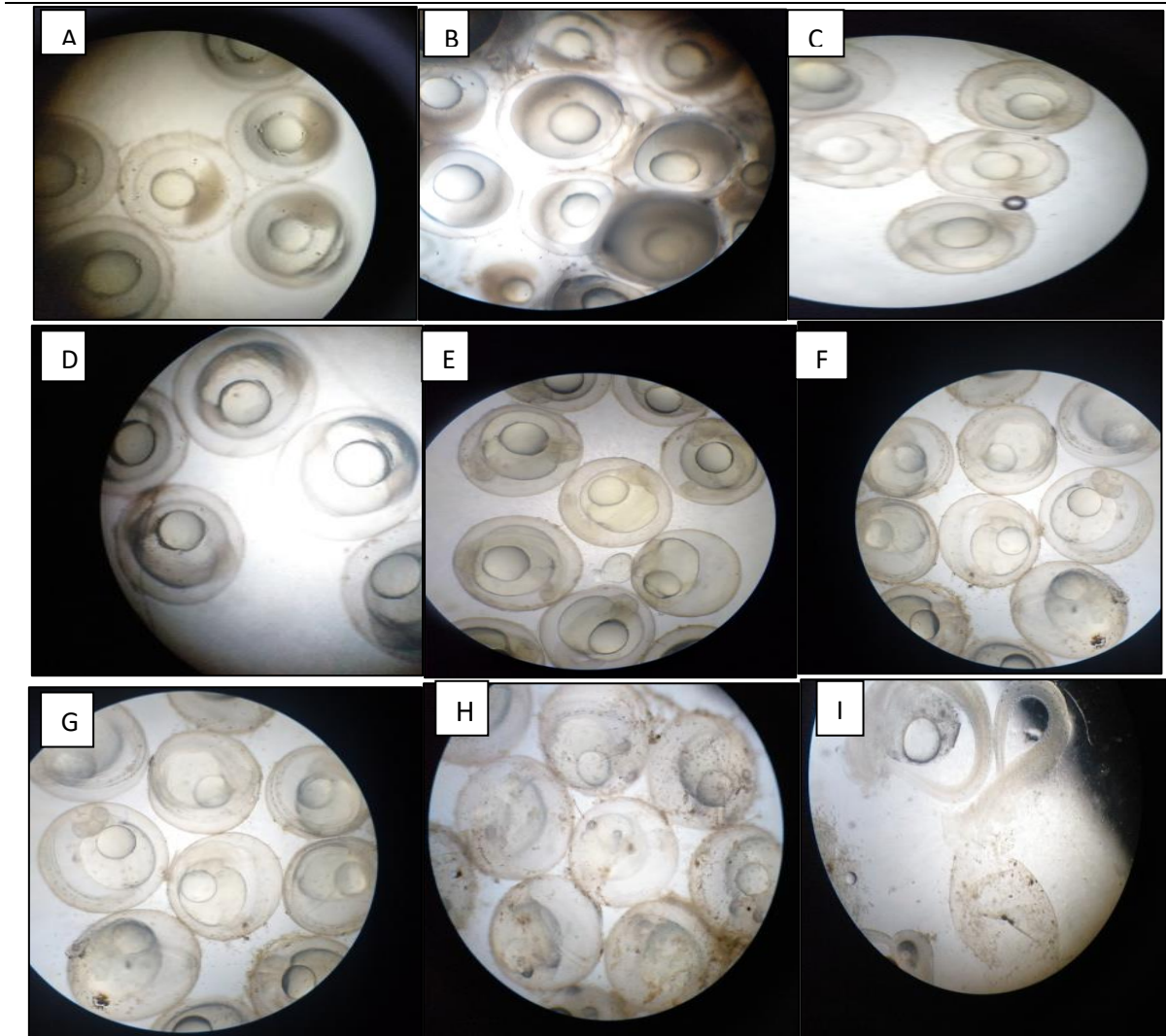


Figure 22. Différents stades de développement embryonnaire du sandre *Sander lucioperca* (A: Stade morula ; B: blastula ; C:gastrula ; D: fermeture du blastopore ; E: début différenciation des plastes embryonnaire ; F: formation des premiers somites ; G:stade de première mouvement ; H: avant éclosion ; I: Larve éclosé) par Microscope optique (G*40) (personnelle,2020).

7. Elevage larvaire:

Après l'éclosion, deux types de mouvements ont été distingués chez les larves. Dans un premier temps une nage verticale, permet aux larves de remplir leur vessie natatoire par prise d'air à la surface. Après 3 à 4 jours, les larves développent leurs organes et peuvent nager horizontalement (**Figure 23**).

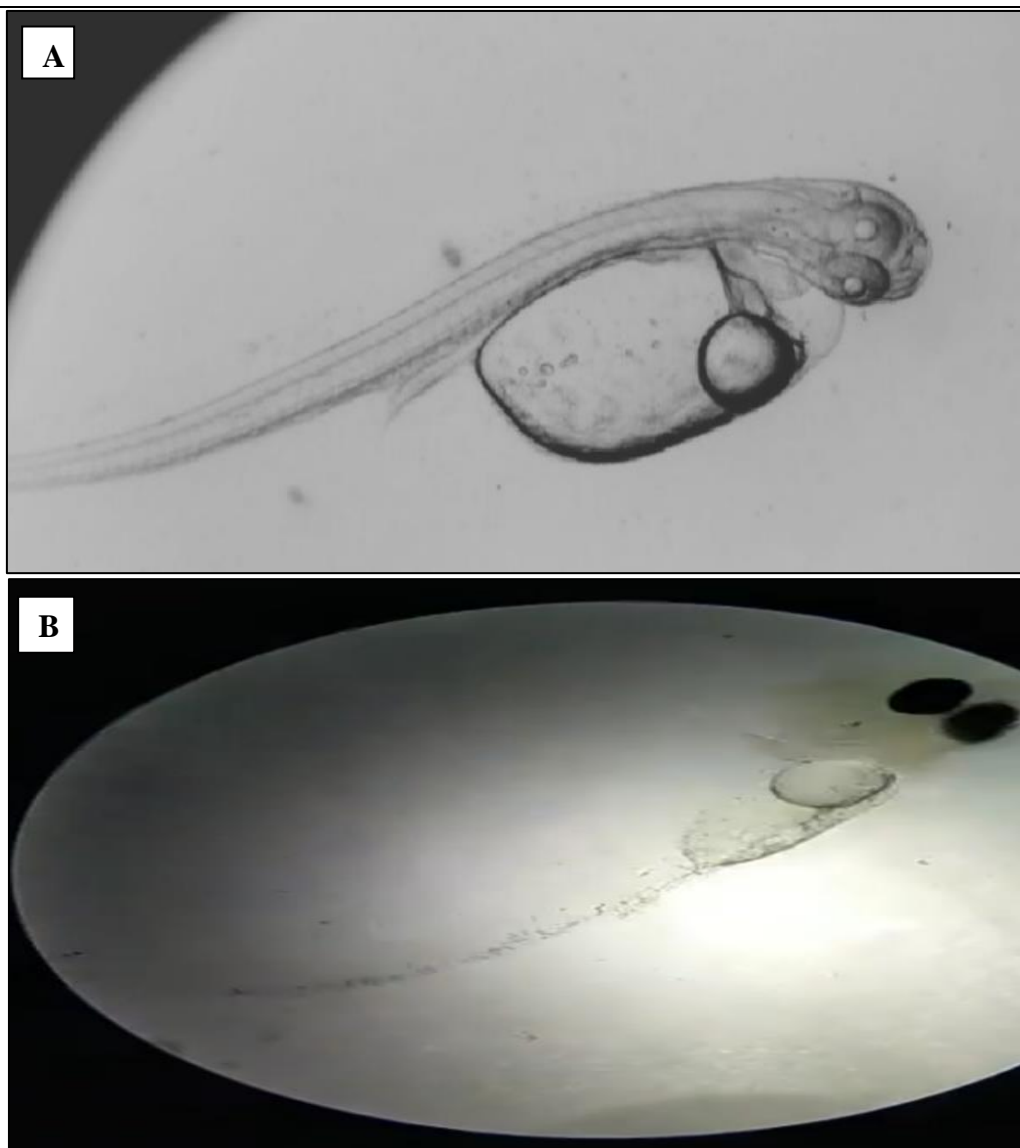


Figure 23 .(A) Larve à 1 jour ,(B) ; Larve à 3 jours (par M.O,G40) (photo personnelle.2020)

Suite au taux d'éclosion faible et une mortalité croissante dès le premier jour due à des infections fongiques et manque de nourriture à cause de l'incapacité des alevins à manger des nauplies d'artémiaen raison de sa grande taille par rapport à la taille de sa bouche. Il a été décidé de transférer l'ensemble du reste des alevins à suivre leurs développements dans un bassin fertilisé.

CONCLUSION

CONCLUSION

La production d'alevins de poissons d'eau douce, de qualité et en quantité suffisante est un objectif important pour la station d'Aquaculture d'El Ouricia, à ce titre le présent travail s'intéresse à une espèce d'intérêt aquacole le sandre *Sander lucioperca*, peu connu et introduite en Algérie dont le stock de géniteurs importés par le temps et localisés dans certains plans d'eaux commence à régresser.

La présente étude vise à élucider les paramètres et conditions, voir température de l'eau, oxygène dissous, photopériode, conformité des géniteurs et doses optimales d'hormones à injecter pour une reproduction semi-artificielle efficace de *Sander lucioperca*. la période de pêche des géniteurs doit être entamée, avant la période de fraie naturelle de cette espèce, afin que les mâles soient capturés comme les femelles, car durant la période de fraie, les mâles s'occupent de la préparation des nids et la garde de frai ce qui limite leur capture par pêche.

L'étude macroscopique et microscopique des ovocytes a révélé la présence simultanée d'ovocytes appartenant à deux stades (IV et V) ce qui confirme que la maturation des ovocytes est asynchrone et à lieu entre mars et avril pour les deux sexes. Nous avons constaté que l'intensité de la photopériode, la température et le taux d'oxygène dissous dans l'eau, sont des facteurs qui peuvent bloquer le développement ovocytaire et la ponte, et l'induction hormonale par l'hypophyse n'est efficace que si ces trois facteurs environnementaux sont respectés.

Le manque des moyens au niveau de la station d'Aquaculture, et le nombre limité de spécimens de géniteurs ont freiné notre ambition, afin de cerner tous les facteurs qui conditionnent, la reproduction artificielle de cette espèce.

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, ainsi que les doses appropriées.
- ❖ Sélectionner les géniteurs selon la maturation des ovocytes, le poids et la période de reproduction.
- ❖ Assurer un bon conditionnement des géniteurs (alimentation et paramètres physicochimiques).

ANNEXES

Annexe A:

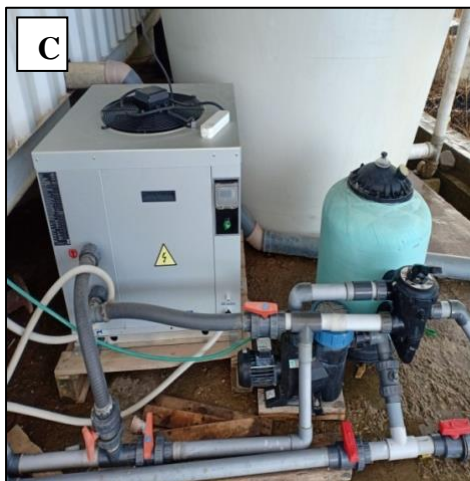




Figure 1. Equipements de l'écloserie de la station Ouricia (A: Balance de terrain ; B : Multi-paramètre et petite Balance; C:Thermorégulateur; D: Système d'alimentation en eau; E : Bouteilles de Zoug ; F :Bassin de garde et de manipulation des géniteurs ; H : Table de laboratoire ; bacs d'incubation des œufs du sandre;G:Grand bassin). (Photos original.2020).

Annexe B :

Tableau.1: Les valeurs moyennes des différents paramètres physico-chimique dans le temps de latence.

Bassin	Paramètres	J1		J2		J3	
		M	E	M	E	M	E
1	T°	12,7	3,44	16,81	0,92	16,07	3,16
	°O	06,97	1,38	07,51	1,22	05,16	0,59
	Ph	08,4	-	08,36	-	08,6	-
2	T°	16,34	1,33	16,17	1,53	-	-
	°O	06,56	0,22	06,87	3,53	-	-
	Ph	07,87	-	07,88	-	-	-
3	T°	10,94	1,61	16,29	1,51	18,14	1,4
	°O	07,58	0,84	06,79	0,37	05,80	0,11
	Ph	08;12	-	08,10	-	07,79	-
4	T°	14,17	2,76	17,53	2,03	17,49	2,17
	°O	07,76	0,88	07,70	0,86	06,68	0,55
	Ph	08,23	-	08,11	-	08,17	-

Annexe c:

Tableau 2 :Les valeurs des différentes paramètres physico-chimique dans le temps de latence.

la date	l'heure	les bassins	°C	O°	ph
10_03_20	17:00	B1	7.03	8.85	7.7
		B3	8.33	8.90	
	19:00	B1	8.03	8.54	
		B3	9.07	8.68	
	21:00	B1	8.75	8.86	

		B3	9.42	8.50	
	23:00	B1	12.00	7.60	
		B3	10.00	7.50	
11_03_20	04:00	B1	13.01	7.51	8.02
		B3	11.08	7.55	
	06:00	B1	14.02	6.15	
		B3	11.22	7.83	
	09:00	B1	15.15	5.43	
		B3	12.36	6.94	
	11:00	B1	15.75	5.70	
		B3	11.88	7.06	
	13:00	B1	16.72	5.35	
		B3	12.56	6.55	
	14:00	B1	16.83	5.78	
		B2	14.30	6.49	
		B3	13.55	6.34	
		B4	10.42	7.42	
	16:00	B1	16.95	6.59	
		B2	16.79	6.92	
		B3	16.73	6.79	
		B4	16.37	6.99	
	18:00	B1	18.23	6.63	
		B2	18.35	6.46	
		B3	18.36	6.35	
		B4	18.12	6.48	
	21:00	B1	18.60	6.16	
		B2	18.83	6.31	
		B3	18.12	6.44	
		B4	18.25	6.36	
	23:00	B1	16.94	6.65	
		B2	16.95	6.68	
		B3	15.60	7.20	
		B4	15.98	6.80	
12_03_20	01:00	B1	15.85	6.48	8.4
		B2	15.43	6.82	
		B3	13.03	7.44	
		B4	13.19	7.43	
	05:00	B1	15.92	6.18	
		B2	15.50	6.65	
		B3	15.38	6.82	
		B4	11.65	7.54	
	07:00	B1	16.75	6.25	
		B2	15.49	6.52	
		B3	15.64	6.73	
		B4	11.60	7.50	
	09:00	B1	16.00	6.03	
		B2	15.75	6.45	
		B3	16.48	6.46	
		B4	11.12	7.70	
	11:00	B1	16.34	5.88	

Annexes

		B2	16.12	6.32	
		B3	17.34	6.33	
		B4	15.04	6.82	
	13:00	B1	16.94	6.22	
		B2	16.88	6.30	
		B3	18.93	6.02	
		B4	17.79	6.54	
	15:00	B1	15.27	5.70	
		B2	15.53	6.15	
		B3	20.20	5.80	
		B4	20.25	6.36	
	17:00	B1	17.47	6.01	
		B2	18.08	6.13	
		B3	20.17	5.68	
		B4	20.11	5.93	
	19:00	B1	17.80	5.27	
		B2	20.01	5.16	
		B3	19.18	5.79	
		B4	18.75	5.90	
	21:00	B1	16.95	5.55	
		B2	20.22	5.16	
		B3	18.40	5.75	
		B4	17.78	5.94	
	23:00	B1	15.04	4.55	
		B2	18.36	5.38	
		B3	17.07	6.05	
		B4	15.27	6.47	
13-03_30	07:00	B1	14.77	4.34	8.22
		B2	17.32	5.30	
		B3	16.77	5.90	
		B4	14.47	6.52	
	09:00	B1	15.30	4.71	
		B2	17.27	5.50	
		B3	17.04	5.69	
		B4	15,82	6.35	
	11:00	B1	15,78	6.33	
		B2	17.96	5.01	
		B3	17.68	5.20	
		B4	16.02	5.38	
	13:00	B3	16,3	6.21	
		B4	17,7	4.96	
	16:00	B3	17,04	5.17	
		B4	18,45	5.33	
	18:00	B3	17,13	5.98	
		B4	19,2	5.77	
	20:00	B3	17	5.00	
		B4	19,2	5.1	
	22:00	B3	17	5.54	
		B4	19,23	5.11	
14-03-20!	00:00	B3	16,36	5.29	8.20

	B4	19,39	5.89
06:00	B3	15,02	5.41
	B4	18,77	5.77
08:00	B3	13,8	5.20
	B4	17,6	5.66
10:00	B3	14,38	5.84
	B4	17,8	6.00
12:00	B3	14,6	5.75
	B4	17,2	6.05

Annexe D:

Tableau.3: Les valeurs des différents paramètres physico-chimique d'incubation les nids

la date	l'heure	les nids	°C	O°	Ph
13_03_20	12:00	N1	15,23	6.33	8.28
		N2	0	0	
	14:00	N1	16.87	6.36	
		N2	0	0	
	16:00	N1	17.75	6.89	
		N2	0	0	
	18:00	N1	17.96	6.50	
		N2	0	0	
	20:00	N1	18.93	6.23	8.53
		N2	0	0	
	22:00	N1	17.50	6.38	
		N2		0	
14--03-20	00:00	N1	17.32	6.30	
		N2	0	0	
	06:00	N1	16.58	5.17	

		N2	0	0	
	08:00	N1	16.80	5.90	8.54
		N2	0	0	
	10:00	N1	16.46	6.01	
		N2	0	0	
	12:00	N1	16.86	5.98	8.74
		N2	0	0	8.48
	14:00	N1	17.00	5.57	
		N2	17.45	5.87	
	16:00	N1	17.93	5.12	
		N2	17.55	5.33	
	18:00	N1	18.11	4.50	
		N2	17.98	5.16	
	20:00	N1	17.02	4.55	8.50
		N2	17.94	5.08	8.31
	22:00	N1	17.78	4.53	
		N2	17.92	5.00	
15_03_20	05:00	N1	16.72	5.43	
		N2	16.94	5.21	
	07:00	N1	16.55	5.22	8.24
		N2	16.70	5.01	8.47
	09:00	N1	16.36	5.27	
		N2	0	0	
	11:00	N1	16.72	5.75	

		N2	0	0	
	13:00	N1	17.22	4.57	8.43
		N2	0	0	
	14:00	N1	17.93	4.22	
		N2	0	0	
	16:00	N1	18.30	4.10	
		N2	0	0	
	19:00	N1	16.97	5.25	8.44
		N2	0	0	
	21:00	N1	17.51	4.35	
		N2	0	0	
16_03_20	00:00	N1	16.64	5.70	
		N2	0	0	
	06:00	N1	17.22	5.27	
		N2	0	0	
	08:00	N1	17.54	5.41	8.59
		N2	0	0	
	10:00	N1	17.70	4.93	
		N2	0	0	
	12:00	N1	18.20	4.75	8.68
		N2	0	0	
	15:00	N1	18.84	5.02	
		N2	0	0	
	17:00	N1	18.22	5.70	

		N2	0	0	
	19:00	N1	17.02	5.86	8.20
		N2	0	0	
	22:00	N1	16.93	5.95	
		N2	0	0	
17_03_20	07:00	N1	14.54	4.01	8.42
		N2	0	0	
	09:00	N1	15.50	4.70	
		N2	0	0	
	12:00	N1	16.89	5.00	8.54
		N2	16.23	6.02	8.33
	15:00	N1	17.82	5.53	
		N2	20.23	4.32	
	17:00	N1	18.28	5.10	
		N2	21.13	4.02	
	19:00	N1	20.60	3.90	8.63
		N2	24.73	3.75	8.20
	21:00	N1	20.75	4.20	
		N2	23.50	4.60	
	23:00	N1	20.41	4.96	
		N2	22.02	5.08	
18_03_20	07:00	N1	16.94	3.59	8.32
		N2	14.80	6.90	8.84
	09:00	N1	17.47	3.83	

	N2	14.17	6.75	
11:00	N1	17.22	4.94	8.50
	N2	14.16	7.19	8.83

Annexe E:

Tableau4: Les valeurs des différentes paramètres physico-chimique d'incubation les larves

la date	l'heure	l'aquarium	°C	O°
18_03_20	15:00	A1	17.17	6.25
		A2	16.61	6.31
	19:00	A1	17.97	5.83
		A2	17.21	6.00
	22:00	A1	17.70	5.97
		A2	16.95	6.03
19_03_20	08:00	A1	15.60	6.08
		A2	13.04	6.84
	10:00	A1	15.87	6.55
		A2	18.02	6.40
	12:00	A1	16.65	6.46
		A2	18.00	6.21
	14:00	A1	16.98	6.13
		A2	18.05	6.02
	15:00	A1	16.75	6.41
		A2	17.98	6.32
	17:00	A1	17.45	6.16

		A2	18.15	6.00
	20:00	A1	16.88	6.49
		A2	17.30	6.30
	22:00	A1	18.60	6.07
		A2	18.97	6.04
20_03_20	00:00	A1	18.86	5.82
		A2	14.28	5.92
	08:00	A1	13.04	6.82
		A2	14.02	6.92
	10:00	A1	15.25	6.69
		A2	15.38	6.81
	12:00	A1	21.06	5.30
		A2	20.54	6.40
	16:00	A1	19.55	5.75
		A2	18.02	5.90

Annexe F:

Tableau 5: Les mesures des ovocytes chez les femelle (F1:Femelle N°1 ;F2: Femelle N°2),et de spermatozoïdes chez le mâle(des coupes histologique, S:supérieure,M:Moyenne, I:Inférieure, (G10))

coupe F:M	S	M	I
F1	L=713,24 µm	L=717,297µm	L=632,22µm
F2	L=554,627µm	L=485,152µm	L=579,49µm
M	L=182,025µm	L=239,838µm	-

*Les Références-
Bibliographiques*

- Barry, T.P., Malison, J.A., Lapp, A.F., Procarione, L.S., 1995. Effects of selected hormones and male cohorts on final oocyte maturation, ovulation, and steroid production in walleye (*Stizostedion vitreum*). *Aquaculture* 138, 331–347.
- Bekbergenov, Z. and Sagitov, N.I., 1984. Feeding habits of juveniles of some commercial fishes in the Amu Dar'ya River. *J. Ichthyol.* 124(3): 18-22.
- Berg, L.S., 1958. System der rezenten und fossilen Fisharting und Fische. *VEB Verlag der Wissenschaften, Berlin*.
- Billington N., Wilson C., Sloss B.L., (2011) Distribution and population genetics of walleye and sauger. In: Barton BA (ed) *Biology, management, and culture of walleye and sauger*. American Fisheries Society, Bethesda, pp105–132.
- Brio, P., 1973. The food of pike perch (*Lucioperca lucioperca* L.) in Lake Balaton. *Annal. Biol. Tihany* 40:150-183.
- 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.
- Bolotova, N.L., Zuyanov, O.V., Zuyanov, Y.A. and 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.
- 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.
- Bruslé and Quignard., 2001. Glacial-interglacial impacts on the ichthyofaunas of European waters (203-214)
- Bruslé et Quignard., 2004. Les poissons des eaux continentales d'Algérie. Étude de l'ichtyofaune de la Soummam (Mahmoud BACHA (1,2) et Rachid AMARA (2).
- Carroll, R., 1988. Vertebrate paleontology and evolution. W.H. Freeman, New York. 698 p.
- CNRDPA., 2020. Bilan des ensemencements (1985-2020).
- Craig., 2000., Osmoregulatory capabilities of zander (*Sander lucioperca*) fingerlings in different salinities of the Caspian Sea
- Craig, J.F., 2000. Percid fishes, systematics, ecology and exploitation. Blackwell Sciences, Oxford, UK. 352 pp.

- Cuvier, 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.
- Deelder and Willemsen, 1964, Welcomme, 1988, Sonesten, 1991, Deelder, C., Willemsen J., 1964. Synopsis of biological data of pike-perch *Lucioperca lucioperca* (Linnaeus 1758), Rome.
- Deelder and Willemsen, 1964. Age and growth of Pike perch *Sander lucioperca* (Percidae) in the Ghrib reservoir (Northwest Algeria) (Bouamra, Amina, Belaifa, Billel, Chaoui, Lamy, Kara, Mohamed Hichem, Arab, Abdeslem)
- Eaton, J.G., Mc Cormick, J.H., Goodno, B.E., O'Brien, D.G., Stefany, H.G., Hondzo M. and 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. 145p*
- FAO. Food and Agriculture organization of the united nation
- Fao, 1997. FAO database on introduced aquatic species. FAO Database on Introduced Aquatic Species, *FAO, Rome.*
- 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 à 8 Septembre Rome/ New Delhi 20012*).
- Fao, 2019, Bases de données et statistiques. Fisheries département capture production. FAO by major fishing areas, www.fishbase.org.
- fédération de pêche. inventaire national du patrimoine naturel
- Fricke, R., Eschmeyer, W.N. and Fong, J.D., 2019. Catalog of fishes.
- Gerstmeier, R. and Romig, T., 1998. Die Süßwasserfische Europas: für Naturfreunde und Angler. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart, *Germany. 368 p.*
- Haponski AE, Stepien CA, 2013. Phylogenetic and biogeographic relationships of the Sander pikeperches (Perciformes: Percidae): patterns across north America and Eurasia, *Biol J Linn Soc* 110:156–179.
- Helfman, G., Collette B. and Facey, D., 1997. The diversity of fishes. Blackwell Science, *Malden, MA. 528 p.*

- Hokanson KEF.,1977.Temperature requirements of some percids and adaptations to the seasonal temperature cycle, *J Fish Res Board Can* 34:1524–1550.
- Hokanson,. 1977,. M’Hetli,. 2001 . Comparaison de la croissance du sandre *Sander lucioperca* (L., 1758) dans deux étages bioclimatique différents,(U.S.T.H.B., Faculté des Sciences Biologiques,. Laboratoire Dynamique et Biodiversité,. Alger-Algérie).(BOUAMRA, A., BELAIFA, B., ATTOU ,F., ARAB ,Y.I. et ARAB ,A) .
- Horvath,.1981.Relation between ovulation and water temperature in farmed cyprinids. *Aquaculture Hungarica, Szarvas, Hungary, 1, 58 - 65.*
- Kailola et al 1993 ,. P.J., Williams, M.J., Stewart, P.C., Reichelt, R.E., McNee A. and Grieve, C.,1993. Australian fisheries resources. Bureau of Resource Sciences, *Canberra, Australia. 422p.*
- Karali et Echikh,. 2004.Institut des Sciences de la Mer et de l’Aménagement du Littoral, *Thème sur l’aquaculture en Algérie*
- Kaszubowski, D., Targońska, K., Zarski,D.,Kujawa, R. and Mamcarz, A.,2008.A review of the reproduction biotechnology for fish from the genus *Leuciscus*.*Arch. Pol. Fish. 16 (4): 319-340*
- Kjellman et al., 2003; Pollet et al.,2004 ; Pascal et al.,2005 ; Kucharczyk et al.,2007
- Keith & Allardi,. 2001 , J., 2001. Atlas des poisons d’eau douce de France. Muséum national d’Histoire naturelle, *Paris. Patrimoines naturels, 47 :1-387*
- KEITH P. et DORSON M., 2003 . La Perche soleil : *Lepomis gibbosus* (Linné, 1758). In : PASCAL, M., LORVELEC, O., VIGNE, J.-D., KEITH, P. & CLERGEAU, P. Évolution holocène de la faune de Vertébrés de France : invasions et extinctions. *Rapport INRA/ CNRS/MNHN: 141 p.*
- Kestemont ,P,. Xueliang ,X,. Hamza, N,.Maboudou, J,. Imorou ,.TokoI ,.2007. Effect of weaning age and diet on pikeperch larviculture. *Aquaculture 264:197–204*
- Koblitskaya, A.F,. 1981. Key for identifying young freshwater fishes.Light and Food Industrial Publ. House,*Moscow(in Russian).*
- Korbuly et al., 2009. Effets de l’inuline et des fructooligosaccharides sur la réponse au stress chronique chez les juvéniles de sandre (*Sander lucioperca*)(1.Abraham BAULU,2.Robert MANDIKI).
- Kottelat,M.and.Freyhof,J,.2007.Handbook of European freshwater fishes.Publications Kottelat,.Cornol and Freyhof, *Berlin. 646 pp.*

- Kucharczyk, D., Kujawa R., Mamcarz, A., Skrzypczak, A., Wyszomirska E., 1996. Induced spawning in perch *Perca fluviatilis* L. using carp pituitary extract and HCG. *Aquac Res* 27(11):847–852
- Kucharczyk, D., Kucharczyk, D., Kujawa, R., Mamcarz, A., Skrzypczak, A., Wyszomirska E., 1998. Induced spawning in perch, *Perca fluviatilis* L., using FSH + LH with pimozide or metoclopramide. *Aquac Res* 29:131–136
- Kucharczyk, D., Zscherbowski, A., Łuczynski, M.J., Kujawa, R., Mamcarz, A., Wyszomirska, E., Szabó, T., Ratajski, S., (2001) Artificial spawning of Eurasian perch, *Perca fluviatilis* L. Using ovopel. *Arch Pol Fish* 9(1):39–49
- Kucharczyk, D., Kestemont, P. and Mamcarz, A., 2007. Artificial Reproduction of Pikeperch. Polish Ministry of Science, *Olsztyn, Poland*.
- Lappalainen, J., Dörner, H., Wysujack, K., 2003. Reproduction biology of pikeperch (*Sander lucioperca* (L.)) – a review. *Ecol Freshw Fish* 12:95–106.
- Le Duff, M., 1997. Cinétique de l'ovogenèse et stratégies de ponte chez les poissons téléostéens en milieu tempéré. *Thèse Doct., Univ. Bretagne occidentale, Brest, 170 p*
- Legendre, M., Linhart, O. and Billard, R., 1996. Spawning and management of gametes, fertilized egg and embryos in siluroidei. *Aqua-Living Resour.*, p-59-80.
- Ljunggren L., 2002. Réponse de croissance des larves de sandre en fonction de la taille corporelle et de l'abondance du zooplancton. *Journal of Fish Biology*, 60 : 405–414. doi: 10.1111 / j.1095-8649.2002.tb00289.x
- limite inférieure d'Eschmeyer Catalogue des poissons; mis à jour en avril 2014. C'est une base de données disponible sur internet
- Lubzens, E., Young, G., Bobe, J., Cerdà, J., 2010. Oogenesis in teleosts: how fish eggs are formed. *Gen Comp Endocrinol* 165:367–489
- Magnan, 1999. Le sandre (*sander lucioperca* (L.)) : biologie, comportement et dynamique des populations en Camargne. *France. 99 p*
- Maitland, P.S., 2000. Freshwater fish of Britain and Europe. *Hamlyn, London*.
- Malison, J.A., Procarione, L.S., Kayes, T.B., Hansen, J.F., Held, J.A., 1998. Induction of out-of-season spawning in walleye (*Stizostedion vitreum*). *Aquaculture* 163:151–161
- Meddour et al., 2005. EXPERIMENTATIONS SUR LA REPRODUCTION ARTIFICIELLE DE SANDRE LUCIOPERCA, HYPOPHTHALMICHTHYS

MOLITRIX ET ARISTSCHTHYS NOBILIS EN ALGERIE. *Sciences & Technologie C* :(23),63 *À* 71.

- MPRH,.2006.Ministre de la Pêche et des ressources Halieutique.
- Mitchill,.1818.Biologie des poissons d'eau douce européens,2^{ème} édition,38-44
- Moor .and Bruton,. 1988. Enviromental Mangement in south Africa.291p
- Nelson,.1984 . Fishes of the world. 2nd edtion. Jhon,Wiley .and Sons, Inc., New York. 523 p
- Nelson,.1994 ;Tayler .and Bannikov,. 2002 .,1994. Fishes of the word.Third esition. John Wiley .and Sons, Inc., New York. 600 p.
- Olivier, J.M.and Schlumberger, O., 2001. Le sanderStizostedionlucioperca (Liné, 1758). In: Atlas des poissons d'eau douce de France (Keith P. and Allardi, J. Edit).Patrimoines naturels, *MNHN, Paris*n° 47 : 312-313.
- Poulet,.2004.Le sandre (Sander lucioperca (L.1758)):biologie,comportement et dynamique des populations en Camargue (Bouches du Rhône, France). *Thèse de Doctorat, Université Toulouse II*.186 p.
- Riede,.2004. Global register of migratory species - from global to regional scales. Final Report of the R and.D-Projekt,.808,05,081.*Federal Agency for Nature Conservation,Bonn,Germany*.329 p.
- Riehl .and Baensch,.1991.Aquarien Atlas. Nand. 1. Melle: Mergus, Verlag für Naturr- und Heimtirkunde,*Germany*,992p.
- 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. and L.I., Sokolov,. 1997. An annotated check-list of the freshwater fishes of Russia.J. *Ichthyol*.37(9):687-736.
- Rónyai ,A,.2007. Induced out-of-season and seasonal tank spawning and stripping of pike perch (Sanderlucioperca L.). *AquaInt* 38:1144–1151.
- Schlumberger,O.and.Proteau,J.P,.1996.Reproduction of pike-perch (*Stizostedionlucioperca*) in captivity.*Journal of AppliedIchthyology*, 12, 149^À152.
- Schlumberger.et Elie,.2008. Poissons des lacs naturels français ^À écologie des espèces et évolution des peuplements. *Editions QUAE, Paris*, 212 p.
- Scott,. 1979 ; Vlaming,.1974 ; Lowe-Mc Connell,. 1979.Poissons des lacs naturels francais :Ecologie des espèces de poissons des lacs naturels.78 p.

- Sokolov, L.I. and L.S. Berdicheski., 1989. Acipenseridae. p.150-153. In J. Holcik (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 franSotvattens R laboratoriumDrottningholm 1: 68-71.*
- Targońska,K.,Szczerbowski, A., Żarski, D., Łuczyński ,M., Szkudlarek ,M., Gomułka ,P., Kucharczyk ,D.,2014. Comparison of different spawning agents in artificial out-of-season spawning of Eurasian perch, *Percafluviatilis*, L. *Aquac Res 45:765–767.*
- Thiel,R.,T. Mehner, B., Köpcke.and R. Kafemann.,1996.Diet niche relationship among early life stages of fish in German estuaries.*Mar. Freshwat. Res.47:123-136.*
- Toujani.,1998 ; Zivkov & Petrova., 1993 .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 et al., 2009 .Caractérisation et variation phénotypique et biologique des deux sexes du sab=ndre *Sander lucioperca* (L., 1758) (Téléostéens, Percidae) dans la retenue de barrage de Nebhana (Tunisie centrale). *Bull. Inst. Natn. Scien. Tech. Mer de Salammbô,Vol,36 :75-85.*
- Valenciennes.,1844.Synopsis of boligical Data on the grass carp,*10-15p*
- Van, Densen.,1985 ; Frankiewicz et al.,1996 ; Bruslé .and Quignard.,2001 .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.and A,Huusko.,1998. Food consumption and prey orientation of piscivorous brown trout (*Salmo trutta*) and pikeperch (*Stizostedionlucioperca*) in a large regulated lake. *J. Appl. Ichthyol. 14(1-2):15-22.*
- Viveen.,1986; De Graaf et Janssen.,1996 ; Imorou TOKO., 2007., W.J.A.R., Richter., C.J.J., Van Oordt, P.G.W.J., Janssen, J.A.L.and Huisman,E.A.,1985. Practical manual for the culture of the African catfish (*Clarias gariepinus*).*The etherlands Ministry for Development Cooperation, Section for Research and Technology, 128p.*
- Vlaming.,1974.sport fishery Absracts-volume -19- 372 p.
- Walker, K.F. and H.Z. Yang., 1999.Fish and fisheries in western China.*FAO Fish. Tech. Pap. 385:237-278.*

- W. B. Scott .and E. J. Crossman: Freshwater Fishes of Canada. Bulletin 184. Fisheries Research Board of Canada ,.1973.966 pp
- Welcomme,.,1988 .International introductions of inland aquatic species.*FAO Fish. Tech. Pap.294.318 p*
- Woynarovich. et Horváth,., 1981. Relation between ovulation and water temperature in farmed cyprinids. *Aquaculture Hungarica, Szarvas, Hungary, 1, 58 - 62*
- Zakeś, Z., Demska–Zakeś,K.,2009).Controlled reproduction of pikeperch Sander lucioperca (L.): *a review. Arch Pol Fish 17:153–170.*
- Żarski, D., Bokor ,Z.,Kotrik ,L., Urbányi ,B,; Horváth,A., Targońska ,K., Krejszef S., Palińska, K., Kucharczyk ,D ,.2011. A new classification of a preovulatory oocyte maturation stage suitable for the synchronization of ovulation in controlled reproduction of Eurasian perch, *Percafluviatilis L. ReprodBiol 3:194–209*
- Żarski, D., Palińska, K.,Targońska, K., Bokor ,Z., Kotrik ,L., Krejszef S.,Kupren, K., Horvath, A., Urbanyi, B., Kucharczyk ,D., 2011.Oocyte quality indicators in Eurasian perch,*Percafluviatilis,L.,during reproduction under controlled conditions. Aquaculture 313:84–91.*