

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل

Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme d'Ingénieur et Master en
Science de la Mer

Option : Aquaculture

Thème

**Contribution à la reproduction semi-contrôlée et à
l'élevage larvaire d'une espèce carnassière d'eau douce
Cas de *Sander lucioperca***

Réalisé par :

HERBADJI Ikram

Soutenu le 14/10/2021 devant le jury suivant :

Mme MEKHAZNI F.	Maitre assistante (ENSSMAL)	Présidente
Mr ZEGHLOUL T.	Attaché de recherche (CNRDPA)	Promoteur
Mme MESLEM N.	Maître de conférences (ENSSMAL)	Co-promotrice
Mme LOUNAS R.	Ingénieure d'état (ENSSMAL)	Examinatrice
Mr DILMI A.	Attaché de recherche (CNRDPA)	Examinateur

Année universitaire 2020/2021

Remerciements

Mes remerciements s'adressent en premier lieu à « الله », qui m'a accordé le courage, la force et la patience pour mener à terme ce travail de recherche.

J'exprime toutes respectueuses gratitudes à mon promoteur Monsieur **ZEGHLOUL Toufik** (Attaché de recherche au CNRDPA), pour son encadrement, sa confiance, sa compétence, sa rigueur et son aide tout au long de ce travail.

Je remercie plus particulièrement ma co-promotrice Madame **MESLEM Nabila** (Maître de conférence "Classe B") qui m'a été d'un soutien et des conseils inestimables, ainsi que pour sa gentillesse.

J'adresse mes plus sincères remerciements au Directeur de la station d'El-Ouricia Monsieur **SABOUNDJI Ahmed**, pour son accueil à l'écloserie, et pour m'avoir donné l'opportunité de réaliser cette expérience, en mettant à ma disposition tout le matériel nécessaire. Je tiens à remercier Madame **SABOUNDJI Nora**, pour sa sympathie et ses informations précieuses.

Un grand merci à toute l'équipe de l'écloserie en particulier : **FOUAD, NASSIM, ABD AL ALI, KHALED**, pour l'aide dans la mise au point de la pratique et la réalisation des traitements de données.

Mes vifs et sincères remerciements à Monsieur **BENNOUI Azzedine** (Chercheur au CNRDPA), qui m'a donné l'occasion de participer à ce travail.

Enfin, je remercie tous les enseignants de la spécialité AOUACULURE, qui m'ont orienté durant mon cursus universitaire.

Dédicaces

Avec l'expression de ma reconnaissance, je dédie ce modeste travail à ceux qui, quels que soient les termes embrassés, je n'arriverais jamais à leur exprimer mon amour sincère :

À l'Homme, mon précieux offre de Dieu, qui soit ma vie, ma réussite, mon exemple et tout mon respect, qui n'a jamais dit non à mes exigences, mon très cher PAPA : **MOURAD**, j'espère ne jamais te décevoir, ni trahir ta confiance et tes sacrifices. Puisse Dieu te préserver et t'accorder santé, longue vie et bonheur.

À la femme, ma source de tendresse et d'amour, qui n'a épargné aucun effort pour me rendre heureuse, mon adorable MAMA : **LEILA**, tes prières m'ont été d'un grand secours tout au long de ma vie. Puisse Dieu te préserver et t'accorder santé, longue vie et bonheur.

À ma deuxième maman **NAIMA**, Ma très chère sœur **RIHAM** et ma chérie **SAMIA** qui n'ont pas cessés de me conseiller, encourager et soutenir tout au long de mes études. Que Dieu vous protège et vous offre la chance et le bonheur.

À mes anges **AMINE** et **RITEL**, qui savent comment procurer la joie pour toute la famille.

À mes chers frères : **SALAH**, **KHALIL** et **DJAWED**. Que Dieu vous donne une longue et joyeuse vie.

À mon très cher oncle, mon deuxième papa, **NASREDDINE**, qui m'a aidé pour réaliser ce travail. Que Dieu te protège de tout mal.

À mes chères cousines : **RYMA**, **KHAWLA**, **IMANE**, **KHOLOUDE**, **NESRINE**, **RAYENE**, **AYA**, **SIRINE**, **NOR EL IMANE**, **CHAIMA**, **MAELYS**.

A TOUS CEUX QUE J'AIME

Numéro de figure	Titre	Page
1	Type de dent de <i>Sander lucioperca</i> (Écloserie de Zaïri, 2021)	7
2	Morphologie externe de <i>Sander lucioperca</i> (Écloserie de Zaïri, 2021)	8
3	Dissection de <i>Sander lucioperca</i> ; (A) : Morphologie interne ; (B) : Les oranges internes ; 1 : Estomac ; 2 : Intestin ; 3 : Foie ; 4 : Coeur ; 5 : Gonades après la ponte (Écloserie de Zaïri, 2021)	9
4	Carte montrant la répartition géographique indigène et introduite de <i>Sander lucioperca</i> (CABI, 2021 ; Wallingford, UK)	10
5	Introduction du sandre <i>Sander lucioperca</i> dans différentes localités en Algérie (Tipaza, Boumerdès, Tizi Ouzou, Skikda, Sétif, El Taref, Ain Defla) (Anonyme, 2013)	11
6	Stades de développement de <i>Sander lucioperca</i> (Koblitskaya, 1981)	16
7	Production aquacole mondiale de <i>Sander lucioperca</i> (1950-2016) (FAO, 2019)	17
8	Station expérimentale de poissons d'eau douce du Centre National de la Recherche et du Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA, Sétif) El-Ouricia (Écloserie de Zaïri, 2021)	19
9	Retenue collinaire de Zaïri (Sétif) (Écloserie de Zaïri, 2021)	20
10	Oies et canards présents dans la retenue collinaire Zaïri (Écloserie de Zaïri, 2021)	21
11	Espèces de poissons d'intérêt aquacoles introduites dans la retenue collinaire de Zaïri ; (A) : Le Sandre (<i>Sander lucioperca</i>) ; (B) : Carassin commun (<i>Carassius carassius</i>) ; (C) : Carpe commune (<i>Cyprinus carpio</i>) ; (D) : Carpe argentée (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>) ; (E) : Le gardon (<i>Rutilus rutilus</i>) ; (F) : Black bass (<i>Micropterus salmoides</i>) (Www.Fishbase.org)	22
12	Écloserie de poissons d'eau douce d'El Ouricia (Écloserie de Zaïri, 2021)	23
13	Préparation des bassins de stabulation, (A) : Bassin vide ; (B) : Nettoyage et désinfection des bassins ; (C) : Formol ; (D) : Remplissage des bassins (Écloserie de Zaïri, 2021)	26
14	Pêche des géniteurs ; (A) : embarcation motorisée ; (B) : filets maillants (Écloserie de Zaïri, 2021)	27

15	Transfert des géniteurs de <i>Sander lucioperca</i> à l'écloserie par une bassine (Écloserie de Zaïri, 2021)	27
16	Sélection des géniteurs de <i>Sander lucioperca</i> ; (A) : Laitance de mâle ; (B) : Ventre arrondi de la femelle ; (C) : papille génitale rouge (Écloserie de Zaïri, 2021)	28
17	Préparation des géniteurs ; (A) : Capture des géniteurs ; (B) : Anesthésiant (Eugénol) ; (C) : Géniteur anesthésié ; (D) : Récupération des géniteurs ; (E) : Pesée des géniteurs ; (F) : Mesure des géniteurs (Écloserie de Zaïri, 2021)	29
18	Technique de la cathétérisation ; (A) : cathéter ; (B) : Prélèvement des ovocytes (Écloserie de Zaïri, 2021)	30
19	Stades de maturation ovocytaire ; (a) : Stade I ; (b) : Stade II, (c) : Stade III ; (d) : Stade IV ; (e) : Stade V ; (f) : Stade VI (Żarski et al, 2011)	31
20	Préparation de la solution injectable, (A) : Hormone (HCG) ; (B) : Préparation de l'hormone HCG, (C) : Solution injectable (Écloserie de Zaïri, 2021)	32
21	Marquage d'une femelle de <i>Sander lucioperca</i> (Écloserie de Zaïri, 2021)	33
22	Injection hormonale des géniteurs du sandre <i>Sander lucioperca</i> (Écloserie de Zaïri, 2021)	34
23	Traitement des géniteurs après injection ; (A) : Oxygénation ; (B) : Désinfection ; (C) : Nid artificiel (Écloserie de Zaïri, 2021)	35
24	Bassin de stabulation pour la reproduction semi-contrôlée du sandre <i>Sander lucioperca</i> (Écloserie de Zaïri, 2021)	36
25	Multi-paramètre "CALYPSO" (Écloserie de Zaïri, 2021)	36
26	Préparation à l'incubation des œufs de <i>Sander lucioperca</i> ; (A) : Nettoyage et désinfection ; (B) : Incubation des œufs (Écloserie de Zaïri, 2021)	37
27	Œufs de <i>Sander lucioperca</i> ; (A) : tige recouvert d'œufs ; (B) : Œufs observés sous microscope optique (Écloserie de Zaïri, 2021)	38
28	Aquarium d'élevage larvaire du sandre <i>Sander lucioperca</i> (Écloserie de Zaïri, 2021)	39
29	Décapsulation des cystes d'artémia ; (A) : Cystes d'artémia ; (B) : Ajout de l'eau de javel ; (C) : Rinçage (Écloserie de Zaïri, 2021)	40
30	Incubation des cystes d'artémia (Écloserie de Zaïri, 2021)	41

31	Alimentation des larves de <i>Sander lucioperca</i> par les nauplii d'artémia (Écloserie de Zaïri, 2021)	41
32	Lame d'étalonnage pour la mesure de la taille des larves de <i>Sander lucioperca</i> (Écloserie de Zaïri, 2021)	42
33	Siphonage du fond de l'aquarium ((Écloserie de Zaïri, 2021)	42
34	Variation journalière de la température de l'eau des bassins de ponte des géniteurs de <i>Sander lucioperca</i>	45
35	Variation journalière de la concentration en oxygène dissous de l'eau des bassins de ponte des géniteurs de <i>Sander lucioperca</i>	46
36	Ovocytes des femelles de <i>Sander lucioperca</i> observées au microscope (GX10) ; (A) : Stade VI ; (B) : Stade V (Écloserie de Zaïri, 2021)	47
37	Ponte des femelles de <i>Sander lucioperca</i> ; (A) : Mousse de fécondation ; (B) : Nid artificiel rempli d'œufs ; (C) : Nid gardé par le mâle (Écloserie de Zaïri, 2021)	48
38	Observation du développement embryonnaire de <i>Sander lucioperca</i> sous microscope optique (GX10) ; (A) : Stade morula ; (B) : blastula ; (C) : gastrula ; (D) : fermeture du blastopore ; (E) : début différenciation des plastes embryonnaire ; (F) : Formation des yeux (Écloserie de Zaïri, 2021)	50
39	Les œufs non développés de <i>Sander lucioperca</i> observés au microscope (GX10) ; (A) : œuf mal fécondé ; (B) : œuf attaqué par les champignons (Écloserie de Zaïri, 2021)	51
40	Larve de <i>Sander lucioperca</i> (Écloserie de Zaïri, 2021)	52
41	Variation journalière de la température de l'eau des aquariums de <i>Sander lucioperca</i>	53
42	Variation journalière de la concentration en oxygène dissous de l'eau des aquariums de <i>Sander lucioperca</i>	54
43	Résorption vitelline de <i>Sander lucioperca</i> observés au microscope optique (GX10) ; (A) : Larve après un jour d'éclosion ; (B) : Larve après deux jours d'éclosion ; (C) : Larve après trois jours d'éclosion (Écloserie de Zaïri, 2021)	54
44	Nauplii d'artémia mangé par la larve observé sous loupe binoculaire (GX40) ; (A) : Larve 1 ; (B) : Larve 2 (Écloserie de Zaïri, 2021)	55
45	Evolution en taille des larves de <i>Sander lucioperca</i> (Écloserie de Zaïri, 2021)	56

46	Taille des larves ; (A) : Larve de 3639,68 μ m ; (B) : Larve de 5020,42 μ m (Écloserie de Zaïri, 2021)	56
47	Développement des organes des larves de <i>Sander lucioperca</i> observés sous loupe binoculaire (GX40) ; (A) : Nageoires ; (B) : Ouverture de la bouche ; (C) : Formation du squelette (Écloserie de Zaïri, 2021)	57
48	Malformation des larves de <i>Sander lucioperca</i> observée sous la loupe binoculaire (GX40) : (A) : Déformation de la mâchoire ; (B) : Déformation de la bouche (Écloserie de Zaïri, 2021)	58
49	Taux de mortalité des larves de <i>Sander luciooerca</i> dans les quatre aquariums	59
50	Étangs fertilisés de la station expérimentale d'eau douce pour l'élevage larvaire de <i>Sander lucioperca</i> (Écloserie de Zaïri, 2021)	59

Numéro de tableau	Titre	Page
1	Position systématique du <i>Sander lucioperca</i> (Corolla Jean-Pierre et al, 2016)	6
2	Campagne de peuplement et repeuplement des plans d'eau en alevins et géniteurs de sandre entre 1985 et 2020 (CNRDPA)	12
3	Paramètres hydrotechniques de la retenue collinaire Zairi (MPRH, 2009)	20
4	La flore caractéristique de la retenue collinaire Zaïri (Gourri, 2015)	21
5	Composants de l'écloserie d'EL-Ouricia	24
6	Matériels nécessaires utilisé pour la reproduction semi-contrôlée et l'élevage larvaire du <i>Sander lucioperca</i>	25
7	la dose d'hormone (HCG) appliquée aux femelles et mâles du <i>Sander lucioperca</i> (Demska-Zakes et Zakes, 2002 ; Kaszubowski, 2005 ; Ronyai, 2007)	33
8	Nombre de nids et la sex-ration du <i>Sander lucioperca</i> dans chaque bassin (B1 : Bassin 1 ; B2 : Bassin2 ; B3 : Bassin 3 ; B4 : Bassin 3 ; M : mâle ; F : femelle ; NN : nombre de nids)	35
9	Paramètres physico-chimiques optimales pour la reproduction du <i>Sander lucioperca</i> (Kjellman et al, 2003 ; Pascal et al, 2005 ; Kucharczyk et al, 2007)	37
10	Nombre de mâles et de femelles du <i>Sander lucioperca</i> pêchés au niveau de la retenue collinaire Zairi	44
11	Stades ovocytaires des femelles de <i>Sander lucioperca</i> sélectionnées	44
12	Nombre de mortalité des géniteurs durant la reproduction	49
13	Valeurs moyennes de la température de l'eau (en degrés Celsius) des aquariums renfermant les œufs en incubation de <i>Sander lucioperca</i> ; A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; A5 : Aquarium5	49

Liste des tableaux

14	Valeurs moyennes de l'oxygène dissous de l'eau des aquariums des œufs du <i>Sander lucioperca</i> ; A1 : Aquarium 1 ; A2 : Aquarium 2 ; A3 : Aquarium 3 ; A4 : Aquarium 4 ; A5 : Aquarium5	49
15	Nombre des larves du <i>Sander lucioperca</i> ; (A1) : Aquarium 1 ; (A2) : Aquarium 2 ; (A3) : Aquarium 3 ; (A4) : Aquarium 4	52

Sommaire

Remerciements

Dédicaces

Liste des figures

Liste des tableaux

Résumé

Introduction.....2

Chapitre I- Généralités.....4

1. Taxonomie..... 5

2. Position systématique.....6

3. Etymologie6

4. Morphologie et anatomie 7

4.1. Morphologie.....7

4.2. Anatomie.....9

5. Distribution géographique.....9

5.1. Dans le monde9

5.2. En Algérie.....10

6. Régime alimentaire 12

7. Habitat.....13

8. Reproduction.....13

9. Croissance et cycle biologique..... 15

10. Intérêt économique 16

Chapitre II - Matériels et Méthodes18

I. Présentation du site d'étude.....19

1. Présentation de la retenue collinaire de Zairi 19

2. Présentation de l'écloserie d'EL-Ouricia.....	22
II. Reproduction semi-contrôlée du sandre <i>Sander lucioperca</i>	24
1. Préparation des bassins de stabulation	26
2. Pêche et sélection des géniteurs	26
2.1. Pêche des géniteurs.....	26
2.2. Sélection des géniteurs	28
3. Induction de la ponte.....	29
3.1. Détermination de l'état de maturité des ovocytes.....	30
3.2. Préparation des géniteurs à l'injection hormonale.....	32
3.2.1. Choix de l'hormone.....	32
3.2.2. Dose et lieu d'induction hormonale.....	33
3.2.3. Injection hormonale.....	33
3.2.4. Traitement des géniteurs après l'injection hormonale.....	34
3.2.5. Suivi du milieu d'élevage.....	36
4. Ponte et incubation des œufs de <i>Sander lucioperca</i>	37
5. Ecllosion.....	38
6. Elevage larvaire de <i>Sander lucioperca</i>	38
6.1. Alimentation des larves de <i>Sander lucioperca</i>	39
6.1.1. Réserves vitellines.....	39
6.1.2. Préparation d'artémia.....	39
6.2. Suivi de la croissance des larves.....	41
7. Mortalité des larves de <i>Sander lucioperca</i>	42
Chapitre III - Résultats	43
1. Pêche et sélection des géniteurs.....	44
2. Induction de la ponte.....	44

2.1. Détermination de l'état de maturité des ovocytes.....	44
2.2. Suivi du milieu d'élevage.....	45
2.2.1. Suivi de la température (°C).....	45
2.2.2. Suivi de l'oxygène dissous (mg/l).....	46
2.3. Réponse des géniteurs à l'injection hormonale	47
2.4. Mortalité des géniteurs.....	49
3. Développement embryonnaire de <i>Sander lucioperca</i>	49
3.1. Suivi du milieu d'élevage.....	49
3.2. Stades embryonnaires.....	50
3.3. Œufs non développés.....	51
4. Eclosion.....	51
5. Elevage larvaire de <i>Sander lucioperca</i>	52
5.1. Suivi du milieu d'élevage.....	52
5.1.1. Suivi de la température (°C).....	52
5.1.2. Suivi de l'oxygène dissous (mg/l).....	53
5.2. Résorption vitelline.....	54
5.3. Alimentation des larves de <i>Sander luciperca</i>	55
5.4. Croissance des larves.....	55
6. Taux de mortalité des larves de <i>Sander lucioperca</i>	58
Discussion.....	61
Conclusion.....	65
Références bibliographiques.....	67
Annexes.....	80

Introduction

Introduction

Selon la **FAO (2018)**, l'aquaculture est l'élevage d'organismes aquatiques (poisson, mollusque, crustacée, plantes aquatiques...) avec deux conditions : une intervention humaine dans le processus d'augmentation de la production, et une propriété individuelle ou juridique de stock d'élevage.

En 2018, la production aquacole mondiale de poisson a atteint environ 179 millions de tonnes, dont 156 millions de tonnes ont été utilisées pour la consommation humaine (équivalent à une offre annuelle estimée à 20,5 kg par habitant) (**FAO, 2020**).

En 2009, le Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques, a lancé la réalisation d'une écloserie de poisson d'eau douce au niveau de la retenue collinaire Zairi à EL-Ouricia dans la wilaya de Sétif, dont l'objectif essentiel est le peuplement et repeuplement des plans d'eaux d'Algérie en poissons (**CNRDPA, Sétif**).

Le sandre *Sander lucioperca* a une excellente qualité de chair, de bonnes performances de croissance et une acceptation dans le marché (**Policar et al., 2019**).

Depuis l'introduction de *Sander lucioperca* en Algérie (1985), l'espèce s'est bien adaptée aux conditions écologiques du pays et a commencé à se reproduire mais sa production reste très faible par rapport à la demande nationale. Plusieurs études ont été faites sur la biologie et l'écologie de cette espèce (**Belaifa, 2011 ; Lamri, 2012 ; Bouamra et al., 2013 ; Khalifa, 2015**) ainsi que des essais sur 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**).

La technique de la reproduction semi-contrôlée permet d'améliorer les stocks de poissons d'élevage. De plus, cette technique permet d'assurer l'incubation, l'éclosion et l'élevage des larves sous excellentes conditions. Selon le degré de perfectionnement du système, 10 à 70 pour cent des œufs produits peuvent donner naissance à des alevins viables, alors que le taux de survie des pontes naturelles est en général inférieur à un pour cent (**Woynarovich et Horváth, 1981**).

Dans ce contexte général, notre étude a pour objectif de :

- Maîtriser la technique de la reproduction semi-contrôlée de poisson d'eau douce *Sander lucioperca*, au niveau de l'écloserie d'El-Ouricia, Sétif ;
- Stimuler le frai du sandre *Sander lucioperca* avec la gonadotrophine chorionique humaine (HCG) ;

- Atteindre un taux d'éclosion élevé contrairement à celui observé dans la nature ;
- Maîtriser l'élevage larvaire et suivre la croissance des larves produites.

Notre travail s'articule autour des chapitres suivants :

- Le **chapitre I** est consacré aux généralités sur l'espèce étudiée *Sander lucioperca* ;
- Le **chapitre II** traite le milieu de déroulement des opérations expérimentales, ainsi que le matériel utilisé et la méthodologie pour réaliser notre objectif ;
- Le **chapitre III** présente les résultats obtenus sur la reproduction semi-contrôlée et l'élevage larvaire du sandre *Sander lucioperca*, et leur discussion ;
- Ce travail se termine par une conclusion ouvrant des perspectives utiles à l'avenir concernant la reproduction semi-contrôlée et l'élevage larvaire de *Sander lucioperca* au niveau de l'écloserie d'EL-Ouricia.

Chapitre I

Généralités

1. Taxonomie

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 et Bannikov, 2002**).

La famille des percidés est composée de 11 genres et 239 espèces (**Eschmeyer's cataog of fishes, 2021**), ces genres incluent :

- *Ammocrypta* (**Jordan, 1877 ; Williams, 1975**) avec 6 espèces.
- *Crystallaria* (**Jordan, 1878 ; Welsh et Wood, 2008**) avec 2 espèces.
- *Etheostoma* (**Near et Thomas, 2015**) avec 158 espèces.
- *Gymnocephalus* (**Geiger et Schliewen, 2010**) avec 5 espèces.
- *Nothonotus* (**Keck et Near, 2013**) avec 4 espèces.
- *Perca* (**Linnaeus, 1758 ; Kessler, 1874**) avec 3 espèces.
- *Percarina* (**Robison *et al.*, 2014 ; Near et Simmons, 2017**) avec 51 espèces.
- *Romanichthys* (**Dumitrescu *et al.*, 1957**) avec 1 espèce.
- *Sander* (**Linnaeus, 1758 ; Griffith et Smith, 1834**) avec 5 espèces.
- *Zingel* (**Siebold, 1863 ; Karaman, 1937**) avec 4 espèces.

Le genre *Stizostedion* a été remplacé par *Sander* proposé par **Kottelat *et al.*, (2007)**, qui regroupe huit espèces, dont cinq sont validées (**FAO, 2012-2021**) et représentées par :

- Le doré bleu (ou doré noir) : *Sander canadensis* (**Griffith et Smith, 1834**) ; localisé en Amérique du Nord,
- Le sandre doré européen : *Sander lucioperca* (**Linnaeus, 1758**) ; Europe,
- Le sandre marin : *Sander marinus* (**Cuvier et Valenciennes, 1829**) ; localisé en Europe (estuaires de la mer Noire et de la mer Caspienne),
- Le doré jaune : *Sander vitreus* (**Mitchill, 1818**) ; localisé en Amérique du Nord,
- Le sandre de la Volga : *Sander volgensis* (**Gmelin, 1789**) ; localisé en Europe (du Danube à la Volga et l'Oural).

2. Position systématique

Le tableau 1 montre la position systématique de *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758), donnée par **Corolla Jean-Pierre et al., (2016)**.

Tableau 1 : Position systématique de *Sander lucioperca* (**Corolla Jean-Pierre et al., 2016**).

Règne	Animalia
Embranchement	Chordata
Sous-embranchement	Vertebrata
Super classe	Osteichthyes
Classe	Actinopterygii
Sous-classe	Neopterygii teleostei
Super ordre	Acanthopterygii
Ordre	Perciformes
Sous-ordre	Percoidei
Famille	Percidae
Genre	Sander
Espèce	<i>Sander lucioperca</i>

Nom vernaculaire

- Sandre (France)
- Zander (Allemagne, Angleterre)
- Pike-Perch (Angleterre).

3. Etymologie

Le nom latin *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758), a plusieurs synonymes (**FAO, 2012-2021**) :

- *Perca lucioperca* (**Linnaeus, 1758**) « nom original »
- *Lucioperca lucioperca* (**Berg, 1916**)

- *Lucioperca sandra* (Cuvier, 1828)
- *Stizostedion lucioperca* (Linnaeus, 1758)
- *Stizostedium lucioperca* (Linnaeus, 1758)
- *Lucioperca linnei* (Malm, 1877)
- *Lucioperca lucioperca* (Linnaeus, 1758)
- *Centropomus sandat* (Lacepède, 1802)

Le mot sandre dérive du nom allemand Zander lui-même dérivant du mot « Zahn » qui signifie « dent » faisant probablement référence aux dents paires de canines proéminentes chez cette espèce (Pollet, 1959).

4. Morphologie et anatomie

4.1. Morphologie

Le nom de l'espèce *lucioperca* provient des caractéristiques de la perche (perca) et du brochet (Lucio), avec un corps élancé, cylindrique et fusiforme, permettant une nage rapide. La tête de *Sander lucioperca* est allongée et volumineuse avec un museau pointu. Il présente aussi à chaque mâchoire deux paires de véritables canines (Figure. 1), qui lui servent à agripper et blesser ses proies (Craig, 2000 ; Kottelat et Freyhof, 2007).



Figure 1 : Type de dent de *Sander lucioperca* (Écloserie de Zaïri, 2021)

Le dos du sandre est gris-vert à gris-brun et noir, les flancs sont plus clairs et présentent 8 à 12 bandes sombres qui s'étendent verticalement de l'arrière vers le bas de chaque côté alors que la face ventrale est blanc-jaunâtre (**Maitland, 2004**). Il dispose de deux nageoires dorsales séparées (**Figure. 2**), une avec 13 à 20 épines et l'autre de 18 à 24 rayons mous. La nageoire caudale à 17 rayons mous et la nageoire anale a 2 à 3 épines et 10 à 14 rayons mous et la nageoire anale à 2 à 3 épines et 10 à 14 rayons mous (**Larsen et Berg, 2006**).

Le corps est recouvert d'écailles de type cténoïdes donnant un aspect rugueux. Ils sont au nombre de 80-97 sur sa ligne latérale (**Craig, 2000 ; Kottelat et Freyhof, 2007**). Les yeux de cette espèce sont grands, globuleux et vitreux, avec un système de tapis réflecteur riche en pigment rétinien porphyrosine en lumière faible qui permet une adaptation à une vision en lumière faible qui favorise une activité crépusculaire (**Bruslé et Quignard, 2001**).

Sander lucioperca peut atteindre des tailles allant jusqu'à 1000 mm (longueur standard) (**Lelek, 1987**), ce qui correspond à un poids d'environ 15 à 20 kg.

Le dimorphisme sexuel entre les deux sexes n'est pas très clair chez cette espèce. En effet, selon **Bruslé et Quignard (2001)**, il n'y a pas de différences entre les mâles et les femelles. Cependant, lors de la reproduction, le mâle est plus sombre et tend vers le noir et la femelle est gris verdâtre.



Figure 2 : Morphologie externe de *Sander lucioperca* (**Écloserie de Zaïri, 2021**)

4.2. Anatomie

La morphologie interne du sandre *Sander lucioperca* (**Figure 3.A**), possède un système respiratoire se composant de branchies qui sont attachées à chacune des quatre paires d'arcs brachiaux, un système digestif qui comprend l'œsophage (un tube court et droit) qui mène directement à l'estomac qui est un long cul-de-sac à paroi épaisses. Il possède aussi un intestin (**Figure 3.B.2**), commençant au niveau de l'estomac (**Figure 3. B.1**), un foie (**Figure 3. B.3**), une rate et un cœur de forme arrondi (**Figure 3. B.4**). Il y a également deux grands ovaires remplis (**Figure 3. B.5**), au moment de la fraie, d'une grande quantité d'œufs très fins (**Cuvier et Valenciennes, 1828**).

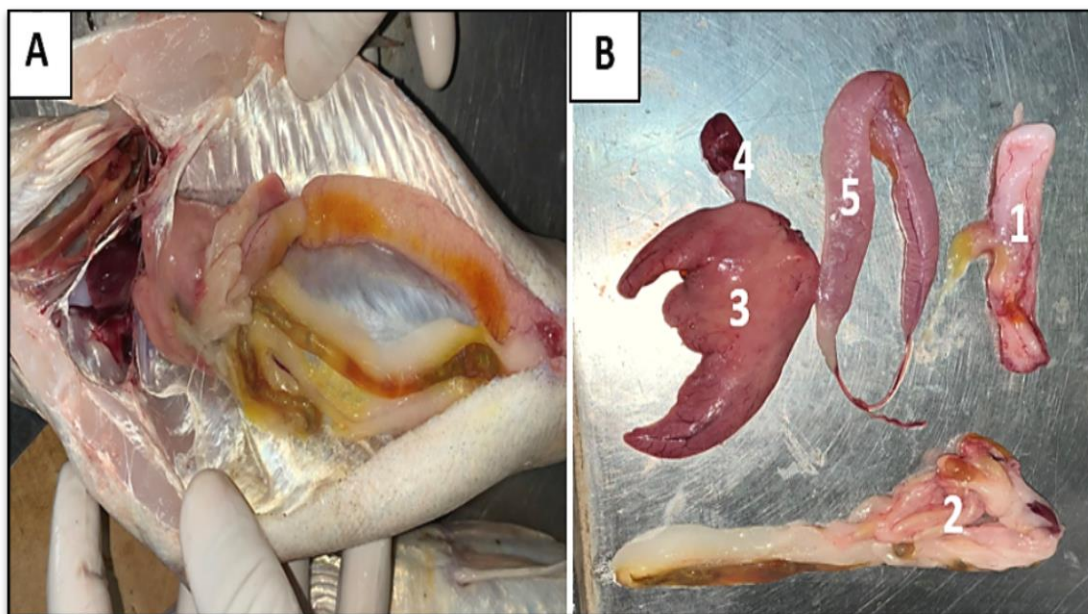


Figure 3 : Dissection de *Sander lucioperca* ; (A) : Morphologie interne ; (B) : Les organes internes ; 1 : Estomac ; 2 : Intestin ; 3 : Foie ; 4 : Cœur ; 5 : Gonades après la ponte (**Écloserie de Zaïri, 2021**)

5. Distribution géographique

5.1. Dans le monde

Le Sandre *Sander lucioperca* est un poisson originaire d'Europe et d'Asie centrale, où l'on rencontre la plus grande diversité. L'aire de répartition naturelle de cette espèce comprend les bassins de la mer caspienne, de la Baltique, de la mer Noire et d'Aral et les bassins de l'Elbe (bassin de la mer du Nord) et de Maritza (bassin de la mer Égée) au nord jusqu'à 65 ° N en Finlande (**Deelders et Willemsen, 1964 ; Welcomme, 1988 ; Sonesten, 1991**).

Depuis les années 1800, cette espèce est introduite à grande échelle (**Kottelat et Freyhof, 2007**) via les centres d'élevages afin de peupler les rivières en poissons prédateurs.

Cependant, cette espèce a maintenant été introduite dans la majeure partie de l'Europe, ainsi que dans certaines régions d'Asie (La Turquie, La Chine) et d'Afrique (l'Algérie, le Maroc et la Tunisie). Sa gamme comprend désormais les Pays-Bas (**Welcomme, 1988**), la France (**Keith et Allardi, 2001**), l'Espagne (**Elvira, 1995**), le Royaume-Uni (**Wheeler, 1992**) et le Danemark (**Dahl, 1982**) (**Figure. 4**).

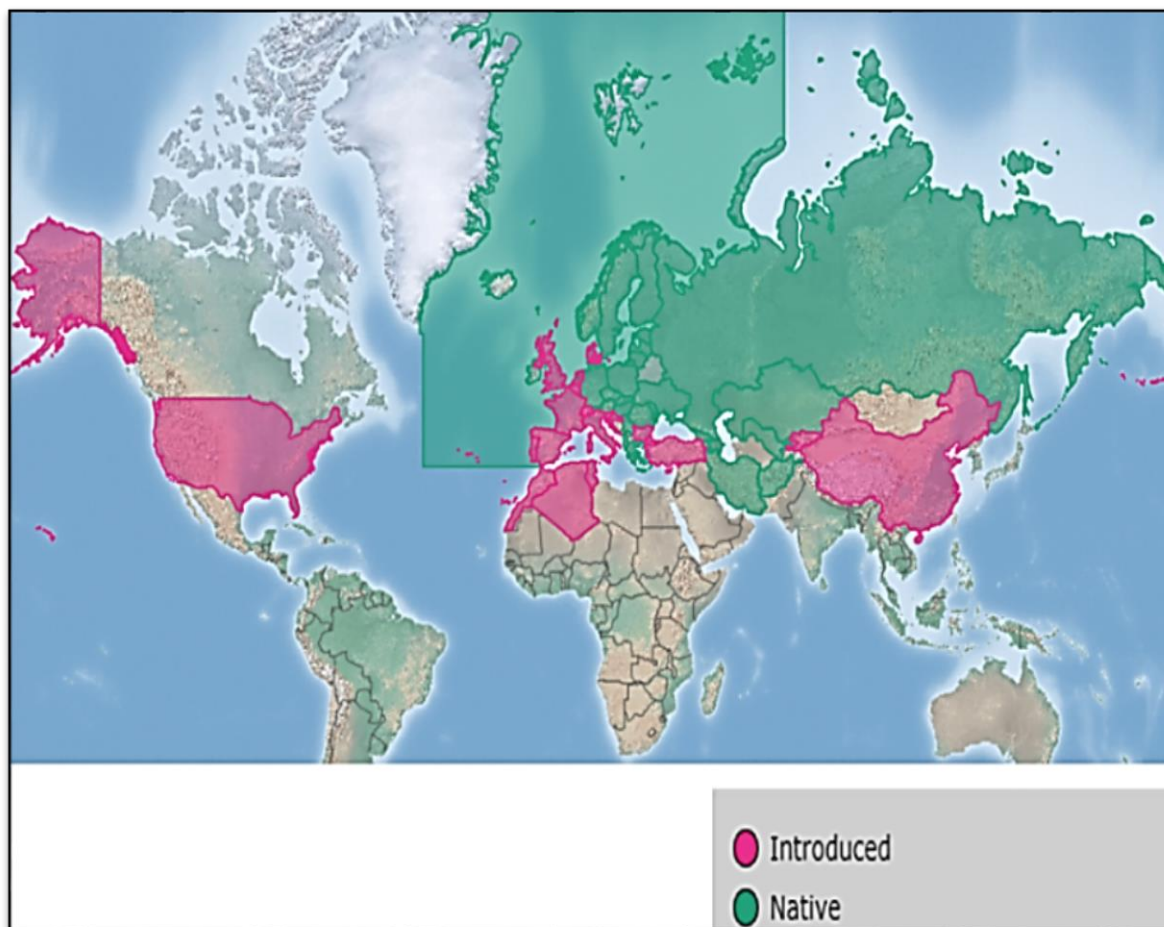


Figure 4 : Carte montrant la répartition géographique indigène et introduite de *Sander lucioperca* (CABI, 2021 ; Wallingford, UK)

5.2. En Algérie

Le Sandre a été introduit pour la première fois en Algérie en 1985 dans plusieurs localités (**FAO, 1997**) ; **Froese et Pauly, 2004**) (**Figure. 5**). Il a été introduit à l'état alevins et géniteurs importé de Hongrie (**Meddour et al, 2005**).

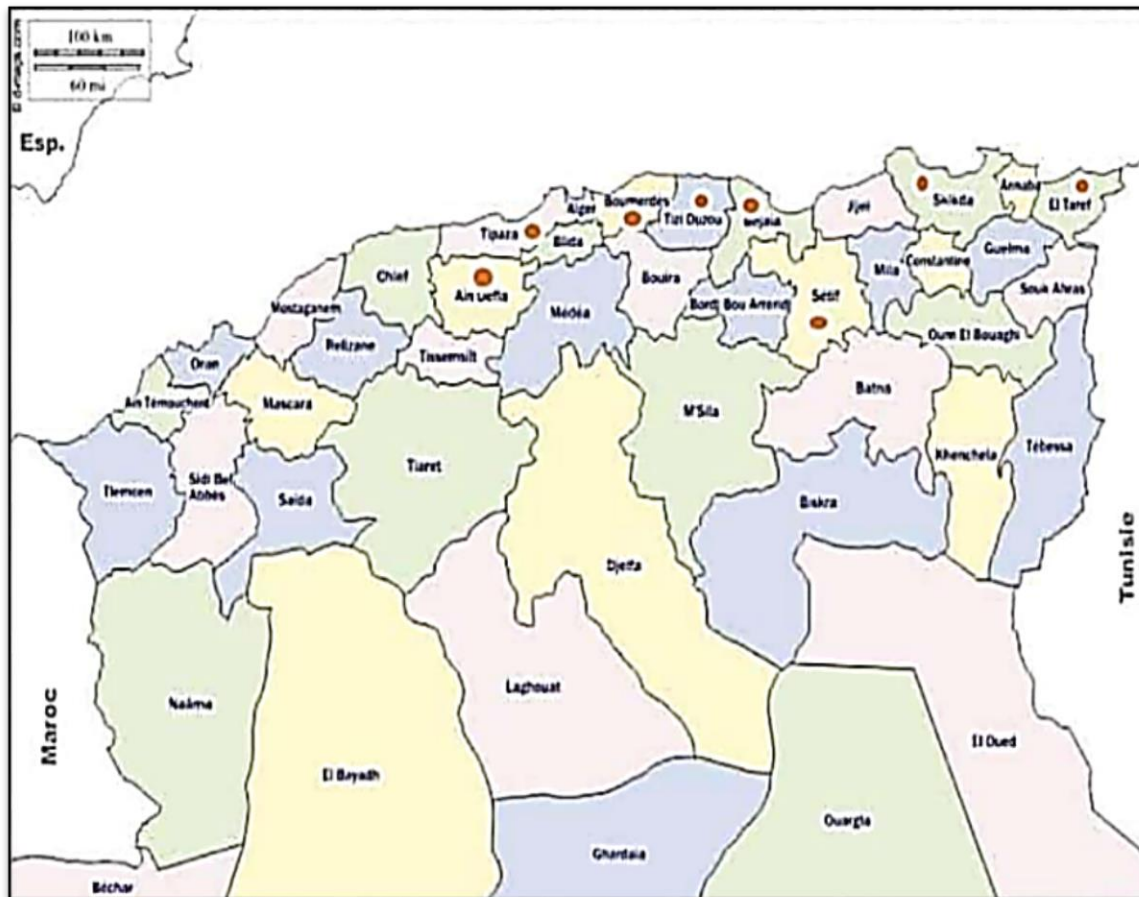


Figure 5 : Introduction du sandre *Sander lucioperca* dans différentes localités en Algérie (●) (Tipaza, Boumerdès, Tizi Ouzou, Skikda, Sétif, El Taref, Ain Defla) (Anonyme, 2013)

La première opération d'ensemencement a été réalisée par le Centre d'Etudes de Recherche Appliquée et de Documentation pour la Pêche et l'Aquaculture (CERP) en 1985 et 1986.

En 2004, une deuxième opération d'empoissonnement (9000 alevins) fut réalisée par le CNRDPA, avec la coopération du Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutique (MPRH), suivie par une troisième en 2005, où sont déversés 2400 alevins (Tableau 2).

À partir de 2014, le CNRDPA a pu réaliser plusieurs opérations de reproduction semi contrôlée du sandre et plus de 1.950.000 alevins ont été ensemencés entre (2014-2010) (Tableau 2).

Tableau 2 : Campagne de peuplement et repeuplement des plans d'eau en alevins et géniteurs du sandre entre 1985 et 2020 (CNRDPA, 2020).

Wilayas	Année	Sites	Quantités d'alevins	Stades
Ain Defla	1985	Barrage Ghrib	30	Géniteurs
Boumerdès	1985	Retenue collinaire El Naceria Retenue collinaire de Cap Djinet	30 1500000	Géniteurs Alevins
El Tarf	1985	Lac Oubeira	1000000	Alevins
		Barrage Cheffia	500000	Alevins
Skikda	1985	Barrage Zardezas	1500000	Alevins
Boumerdès	1986	Retenue collinaire Sidi Daoud	500000	Alevins
Tizi Ouzou	1986	Draâ El Mizane	500000	Alevins
Ain Defla	2004	Ferme Bessami Barrage El Mostakbel Barrage Ghrib Barrage Harreza	8400	Alevins
Tipaza	2004	Barrage Boukerdene		
M'sila	2004	Barrage K'Sob		
Skikda	2004	Barrage Guenitra		
Tipaza	2005	Barrage Boukerdene	800	Alevins
		Barrage Meurad	800	Alevins
		Etang artificiel (CNRPA)	800	Alevins
Guelma	2017	Barrage Bouhamdene	250.000	Alevins
Sétif	2017	Retenue collinaire Zairi	500.000	Alevins
		Retenue collinaire Bouchtat	100.000	Alevins
Sétif	2019	Retenue collinaire Zairi	500.000	Alevins
Sétif	2020	Retenue collinaire Zairi	600.000	Alevins

6. Régime alimentaire

Le régime alimentaire varie en fonction de l'état ontogénique du poisson et en fonction de la disponibilité en nourriture (**Amara et al., 2001**). Juste après l'éclosion, l'alimentation des larves est assurée par une vésicule vitelline qui procure les éléments essentiels pour leurs développements. Par la suite, les alevins se nourrissent de zoobenthos, crustacés planctoniques, puis d'insectes benthiques (**Bekbergenov et Sagitov, 1984 ; Bolotova et al., 1995 ; Thiel et al., 1996**). Quand les juvéniles atteignent une taille de 35 mm, ils deviennent ichtyophages et se nourrissent d'alevins de nombreuses espèces de poissons, 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 et Quignard, 2001**).

7. Habitat

Sander lucioperca habite les eaux calmes et profondes des lacs, des étangs, des canaux et des rivières (zones à faible courant), plutôt chaudes et avec de bonnes conditions d'oxygénation (**Corolla et al., 2016**). Il peut fréquenter les eaux saumâtres (salinité < 12 ‰) (**Larsen et Berg, 2006**). Il évite les endroits envahis par la végétation et préfère fréquenter les eaux libres. Il privilégie les eaux troubles où il n'est pas en compétition avec le brochet et où il peut chasser sans être vu (**Corolla et al., 2016**) cette espèce peut être trouvée en petits bancs près des fonds sablonneux et pierreux dans les zones plus profondes des rivières, de préférence dans les zones couvertes. On le trouve aussi dans les eaux claires si la profondeur est suffisante pour lui permettre de se réfugier pendant la journée (**Sonesten, 1991**). Les variations journalières des paramètres physico-chimiques chez les adultes indiquent des niveaux d'activité élevés au crépuscule (**Poulet et al., 2005**).

8. Reproduction

Le sandre *Sander lucioperca* est capable d'effectuer des déplacements de plusieurs dizaines de kilomètres à la recherche de frayères appropriées. Certains cas de retour sur les aires de ponte originelle ont été signalés (**Lehtonen et Toivonen, 1987 ; Koed et al., 2000**).

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

À 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. Les migrations sont généralement courtes (10-30 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). 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 en 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 en grappe sur des supports variés, le plus souvent des végétaux (**Schlumberger et Proteau, 1996**), où le mâle les féconde et les protège mais aussi procède à leur oxygénation par ventilation à travers les nageoires pelviennes (**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**). Après une incubation des œufs d'une semaine à une température de 15 °C (soit 110 degrés-jours), se termine par une éclosion des embryons.

Les larves mesurant de 4,5 à 5,5 mm (**Kjellman et al., 2003**), sont actives et phototropes (**Olivier et Schlumberger, 2001**). Elles sont d'abord planctonophages (zooplancton comme première nourriture, copépodes, cladocères...) puis benthophages (larve de chironomes). Les juvéniles deviennent entomophages vers 12mm et à une longueur de 20 à 35 mm, les alevins engagent l'ichtyophagie (**Ljunggren, 2002**).

Généralement, trois méthodes de reproduction du sandre se propagent : la reproduction contrôlée (insémination artificielle et incubation d'œufs dans des conditions contrôlées) ; la reproduction semi-contrôlée dans des cages ou des réservoirs de réseau ; la reproduction naturelle dans les étangs (**Kausch, 1975 ; Antalfi, 1979 ; Steffens et al., 1996**).

- Reproduction naturelle :

La reproduction naturelle, effectuée dans les étangs, est la méthode la plus ancienne de propagation du sandre : les géniteurs sont conservés dans des étangs jusqu'à la période de ponte (en moyenne de cinq à six semaines) (**Korycki, 1976**), sans stimulation hormonale (**Wojda et al., 1994a, 1994b**).

- Reproduction semi-contrôlée :

La reproduction semi-contrôlée dans les cages nécessite la préparation de nids de frai, à base de matériaux naturels (branches de pin...) ou de matériaux synthétiques (**Szkudlarek et Zakes, 1995 ; Demska-Zakes et Zakes, 2002**). La reproduction semi-artificielle peut également être effectuée en gardant les géniteurs par paires dans des réservoirs en PVC équipés de nids (au moins 0,5 m x 0,5 m lorsque la femelle mesure jusqu'à 2 kg de poids corporel). Les poissons peuvent être stimulés par les hormones ou non (**Demska-Zakes et Zakes, 2002**).

- Reproduction contrôlée :

La reproduction contrôlée est la méthode la plus fiable pour l'obtention d'un nombre élevé de larves du sandre. Les géniteurs, conservés dans des bassins, sont stimulés par des hormones (**Ronyai, 2007**). Les gamètes sont collectés par stripping et les œufs fertilisés sont incubés dans des bouteilles de Zoug ou Weiss (**Berka, 1979**).

9. Croissance et cycle biologique

Après l'éclosion des œufs, une larve d'environ 6 mm (**Figure. 6**) dotée d'une vésicule vitelline en sort. Dans sa première année, la croissance du sandre est rapide (**Poulet, 2004**) et devient plus remarquable à partir du 36^{ème} jour avec une moyenne 1mm/j (**Bouali et al., 2004**). En une année, la taille atteint une moyenne de 30 cm pour un poids moyen de 240g.

Les œufs et les larves du sandre sont sensibles aux variations des facteurs environnementaux. De ce fait, la concentration optimale en oxygène dissous est de 5 à 6.5

mg/l, la salinité ne doit pas dépasser 10%. L'optimum thermique pour la croissance du sandre se situe aux alentours de 25-30°C (Zivkov & Petrova, 1993 ; Toujani *et al.*, 2000).

Le sandre est considéré comme le percidé le plus thermophile et le plus tolérant vis-à-vis des facteurs abiotiques (turbidité, température) et leurs fluctuations (Hokanson, 1977 ; M'Helti, 2001). Le sandre est cependant sensible à l'anoxie.

La croissance du sandre est ralentie aux environs du mois de septembre à causes de la pré-maturation des gonades (Poulet, 2004). Selon une étude faite en Tunisie par Turki *et al.*, (2009), il a été démontré que les femelles présentent une croissance en longueur plus importante que celle des mâles. La différence de la croissance entre les deux sexes est expliquée du fait que les femelles se nourrissent plus que les mâles, car leurs besoins sont élevés en énergie indispensable pour le bon déroulement de leur fonction métabolique et reproductive.

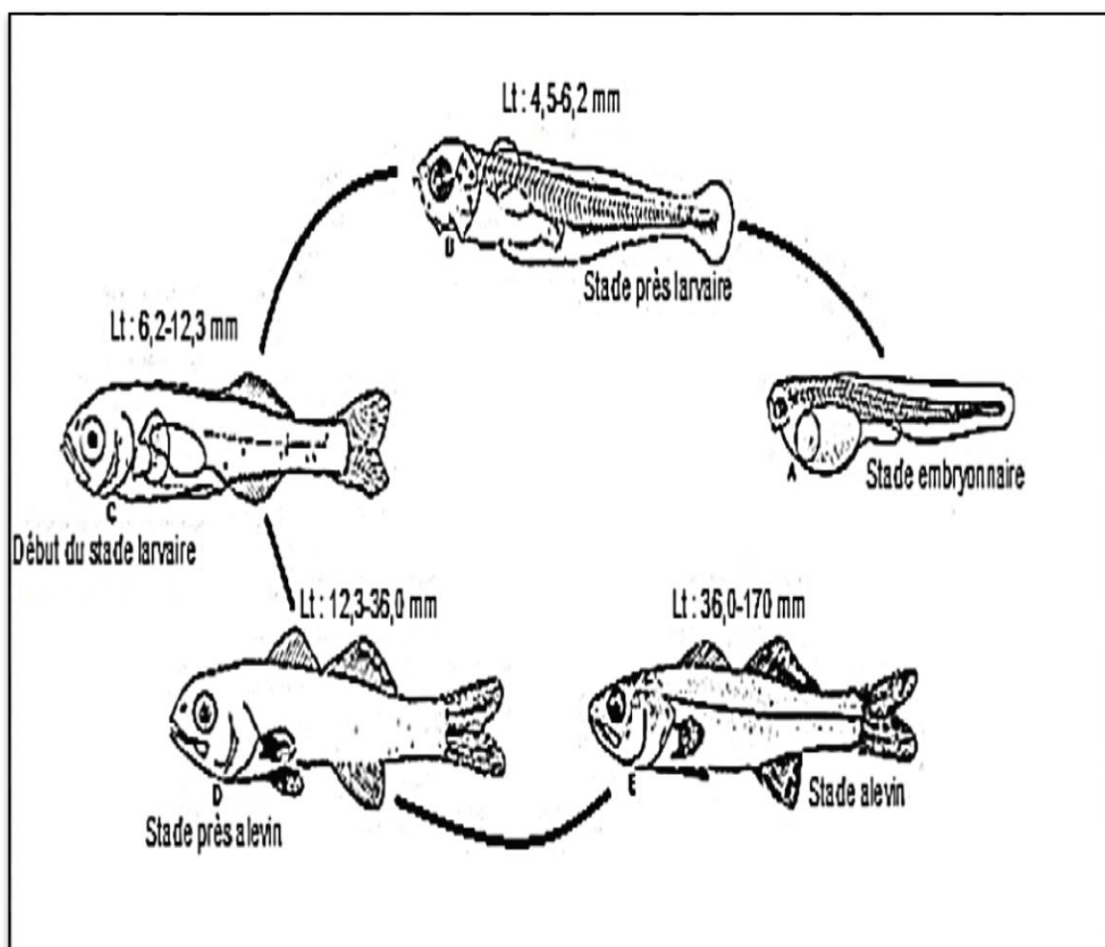


Figure 6 : Stades de développement de *Sander lucioperca* (Koblitskaya, 1981)

10. Intérêt économique

L'aquaculture assure environ 30 % des approvisionnements mondiaux de poissons (FAO, 2019) (plus précisément la production mondiale du sandre *Sander lucioperca*) (Figure. 7). La production aquacole en Afrique ne représente que 1,2 % de la production totale mondiale.

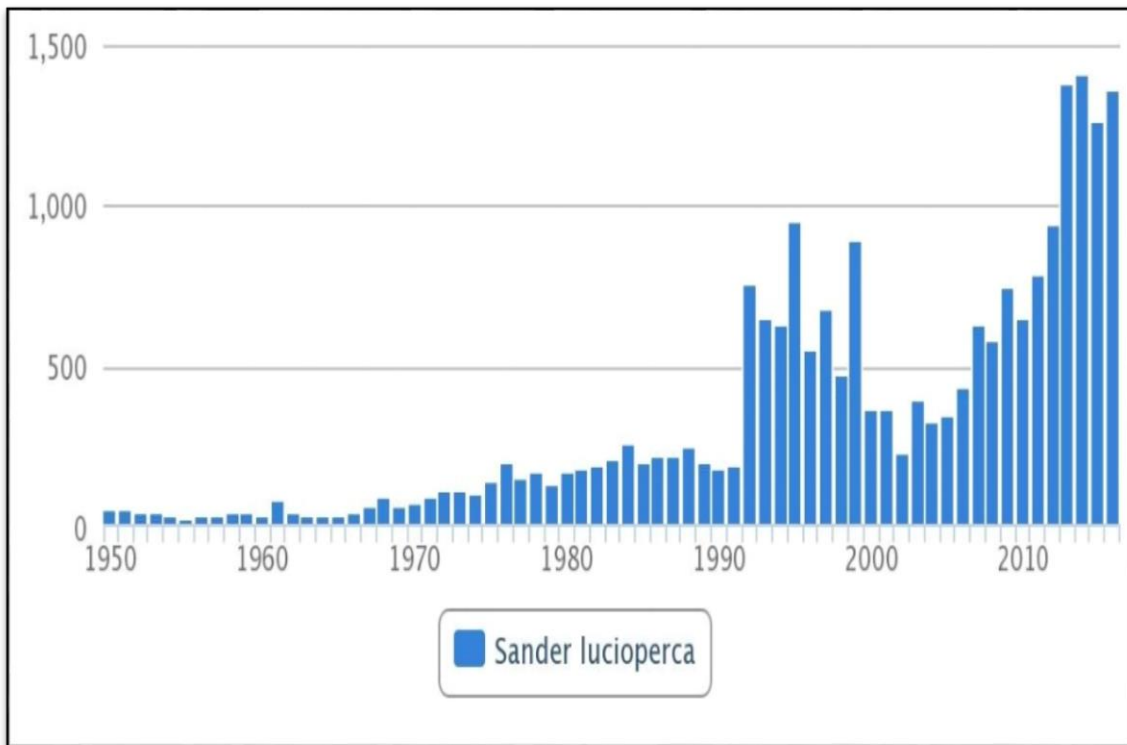


Figure 7 : Production aquacole mondiale de *Sander lucioperca* (1950-2016) (FAO, 2019)

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) 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.

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 alors qu'il est de 6,72 USD/kg en Algérie (= 930,833DA) (FAO, 2019).

Chapitre II

Matériels et méthodes

I. Présentation du site d'étude

Notre étude a été effectuée dans une annexe du Centre National de la Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA) au niveau de la commune d'El-Ouricia – Sétif. Ce site est composé de la retenue collinaire de « Zaïri » et de l'écloserie de poissons d'eau douce (**Figure. 8**), pendant 24 jours du **14 mars au 06 avril 2021**.



Figure 8 : Station expérimentale de poissons d'eau douce du Centre National de la Recherche et du Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA, Sétif) El-Ouricia (Écloserie de Zaïri, 2021)

1. Présentation de la retenue collinaire de Zaïri

La retenue collinaire de "Zaïri" est située au Nord de Sétif à 14 km, dans la commune d'EL-Ouricia, Daïra de Ain Arnat. Cette retenue est accessible car située sur la route numéro 9, reliant Sétif à Ain El Kbira aux coordonnées géographiques : longitude : 5° 25' 10" E, latitude : 36° 17' 3" N, altitude : 1450 m.

Les eaux de la retenue collinaire Zaïri (**Figure. 9**) qui ont une source d'approvisionnement en eau originaire d'Oued EL-Ouricia, 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** (MPRH, 2009).



Figure 9 : Retenue collinaire de Zaïri (Sétif) (Écloserie de Zaïri, 2021)

Tableau 3 : Paramètres hydrotechniques de la retenue collinaire Zairi (MPRH, 2009).

Superficie	14 ha
Profondeur	10.5 m
Capacité portante	0.531 hm ³
Volume hydrique	0.440 hm ³
Pluviométrie/an	662 mm/an
Bassins versants	10.35 km ²

➤ **Biodiversité de la retenue collinaire Zairi**

Cet écosystème met pleinement à profit l'eau, le sol et le limon de la retenue collinaire Zairi pour accroître les disponibilités alimentaires. Ainsi, les oies et les canards (colvert) (Figure. 10) peuvent être élevés et les oiseaux de passage profitent de cette nourriture.



Figure 10 : Oies et canards présents dans la retenue collinaire Zairi
(Écloserie de Zairi, 2021)

Une biodiversité floristique est signalée dans cette retenue, subdivisée en strate arborescente et herbacée et résumé dans le **tableau 4** (Gourri, 2015).

Tableau 4 : La flore caractéristique de la retenue collinaire Zairi (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 sp.</i>
Myrtaceae	<i>Eucalyptus globulus</i>	Fabaceae	<i>Vicia sativa</i> <i>Trifolium compestre</i>
Fabaceae	<i>Sophora japonica</i>	Compositae	<i>Chrysanthemum anethifolium</i>

Les principales espèces piscicoles mises en élevage au niveau de cet écosystème humide sont résumés dans la **Figure 11**. Cependant, cette richesse aquatique a permis l'installation d'une biodiversité non négligeable qu'il est nécessaire voire indispensable de protéger.

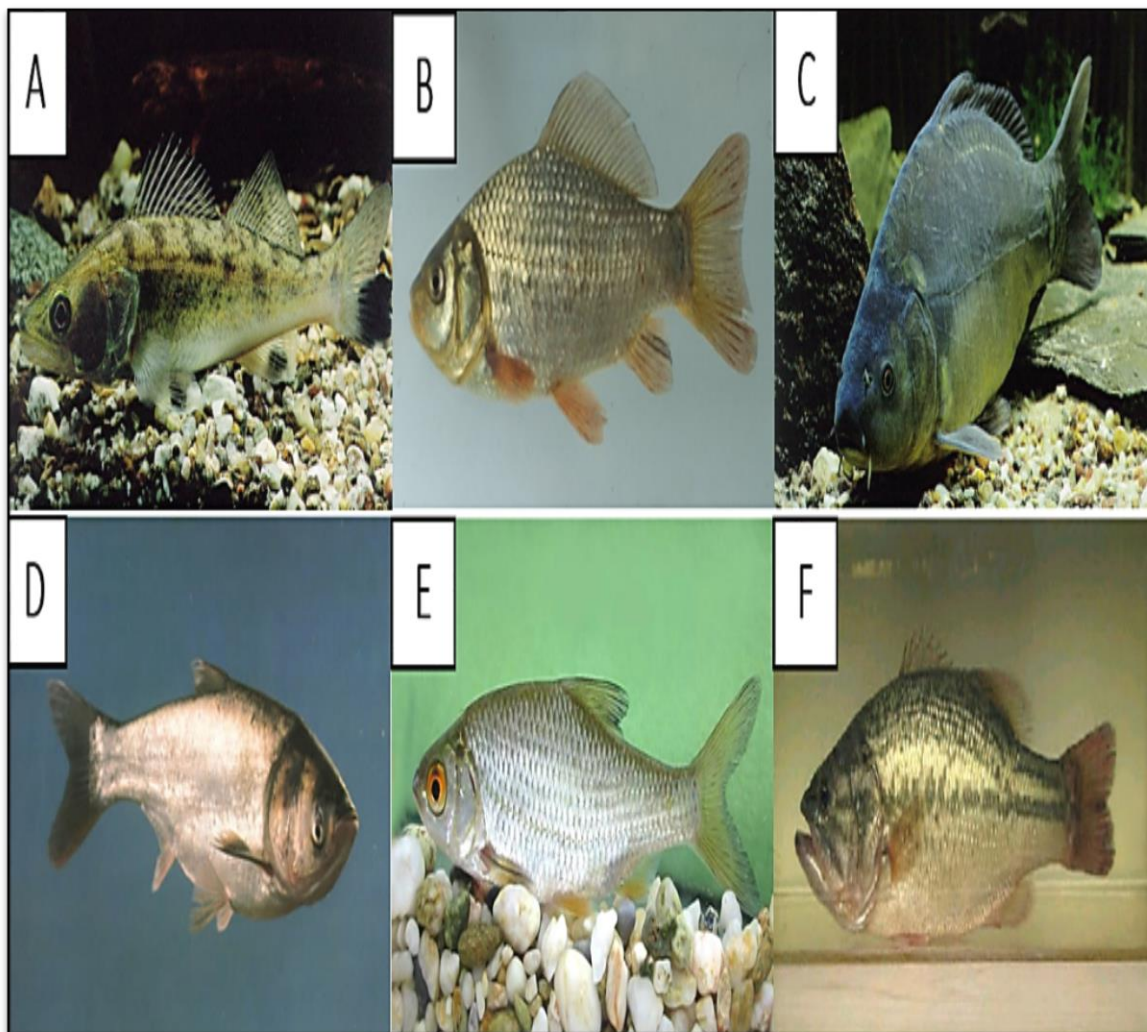


Figure 11 : Espèces de poissons d'intérêt aquacole introduites dans la retenue collinaire de Zaïri ; (A) : Le Sandre (*Sander lucioperca*) ; (B) : Carassin commun (*Carassius carassius*) ; (C) : Carpe commune (*Cyprinus carpio*) ; (D) : Carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*) ; (E) : Le gardon (*Rutilus rutilus*) ; (F) : Black bass (*Micropterus salmoides*) (Www.Fishbase.org)

2. Présentation de l'écloserie d'El-Ouricia

L'écloserie de poissons d'eau douce d'El Ouricia (**Figure. 12**), a été :

- Créée en 2009 au niveau de la retenue collinaire de Zaïri ;
- Réalisée dans le cadre d'un partenariat avec une société Hongroise (**INNOFLEX LTD.CO** « Technical Development and Constructing in Aquaculture »).

L'écloserie d'EL-Ouricia est dirigée par un ensemble d'ingénieurs en aquaculture, sur une surface totale de 6 hectares et une capacité de production de 15.10^6 larves (**CNRDPA, Sétif**).



Figure 12 : Écloserie de poissons d'eau douce d'El Ouricia (Écloserie de Zaïri, 2021)

Parmi les objectifs de cette écloserie, la reproduction contrôlée ou semi contrôlée des poissons dulçaquicoles en particulier : le sandre *Sander lucioperca* et d'autres espèces telles la carpe, notamment les carpes chinoise : la carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix* et Carpe commune (*Cyprinus carpio*).

➤ **Les composants de l'écloserie d'El-Oroucia**

L'écloserie fonctionne avec une eau de source, en circuit ouvert d'un débit permet le renouvellement continu de l'eau.

Les composants de l'écloserie d'EL-Ouricia sont résumés dans le **tableau 5** et représenté dans l'**annexe F**.

Tableau 5 : Composants de l'écloserie d'EL-Ouricia

Désignation	Nombre	Annexe F
Bassin cylindrique de 50m ³ en PVC	2	Figure 1.A
Bassin rectangulaire de 2m ³ en PVC	2	Figure 1.B
Bassin carré de 3m ³ en PVC	2	Figure 1.C
Bassin réservoir de 200L en PVC	2	Figure 1.D
Incubateur en PVC	18	Figure 1.E
Bouteille de Zoug	6	Figure 1.F
Aquarium de 200L	5	Figure 1.G
Matériels nécessaires pour la reproduction semi-contrôlée (table de manipulation, loupe binoculaire, microscope, hormones HCG, solution physiologique, formol, eugénol, balance, multi paramètre, bacs)	1 de chaque produit	Figure 1.G
Aérateur	1	Figure 1.I

II. Reproduction semi-contrôlée du sandre *Sander lucioperca*

Afin de réaliser l'objectif de la reproduction semi-contrôlée et l'élevage larvaire du sandre *Sander lucioperca*, il est nécessaire d'assurer la disponibilité du matériel utilisé pour ce type de reproduction.

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

Tableau 6 : Matériels nécessaires utilisé pour la reproduction semi-contrôlée et l'élevage larvaire de *Sander lucioperca*

Matériels	Utilisation
Bassins	Stabulation des géniteurs et stockage des géniteurs
Bassines	Transfert des géniteurs à l'écloserie
Bacs	Préparer les géniteurs à l'injection hormonale
Aquariums	Incubation des œufs et suivi larvaire
Multi-paramètre	Mesurer les paramètres physico-chimiques
Thermostats	Assurer le réchauffement de l'eau dans les aquariums et les bassins
HCG	Hormone d'induction de ponte
NaCl	Désinfection des géniteurs
Formol	Désinfection des milieux d'élevage
Eugénol	Anesthésier les géniteurs
Balance électronique	Mesurer le poids et les organes des poissons
Loupe binoculaire et microscope photonique avec caméra scientifique	Observation (œufs, développement embryonnaire, croissance des larves)
Seringues jetables de 5 ml	Injecter l'hormone, et alimenter les larves
Diffuseurs	Aération
Epuisette	Capture de poissons des bassins de stabulation
Une serpillière humide	Maitre les géniteurs calmes pendant l'injection
Mortier	Dilution de l'hormone
Les nids	Support des œufs
Cathéter	Récupération des ovocytes
Ichtyomètre	Mesures morphométriques (la taille du sandre)
Trousse de dissection	Prélèvement des organes
Fil	Suture pour marquage

Notre étude consiste en :

1. La préparation des bassins de stabulation ;
2. La pêche et sélection des géniteurs ;
3. L'induction de la ponte

4. La ponte et incubation des œufs de *Sander lucioperca* ;
5. L'éclosion ;
6. L'élevage larvaire de *Sander lucioperca*.

1. Préparation des bassins de stabulation

Les bassins utilisés pour notre expérience sont des bassins rectangulaires en PVC de 2m³ et des bassins carrés en PVC de 3m³. Ces bassins sont préalablement vidés, nettoyés et bien désinfectés avec l'eau de source et le formol (**Piper et al, 1982 ; Uhland et al, 1997 ; Wedemeyer, 2001**) avant de les remplir par l'eau de la retenue de Zairi (Ecoulement par gravité) (**Figure 13**).

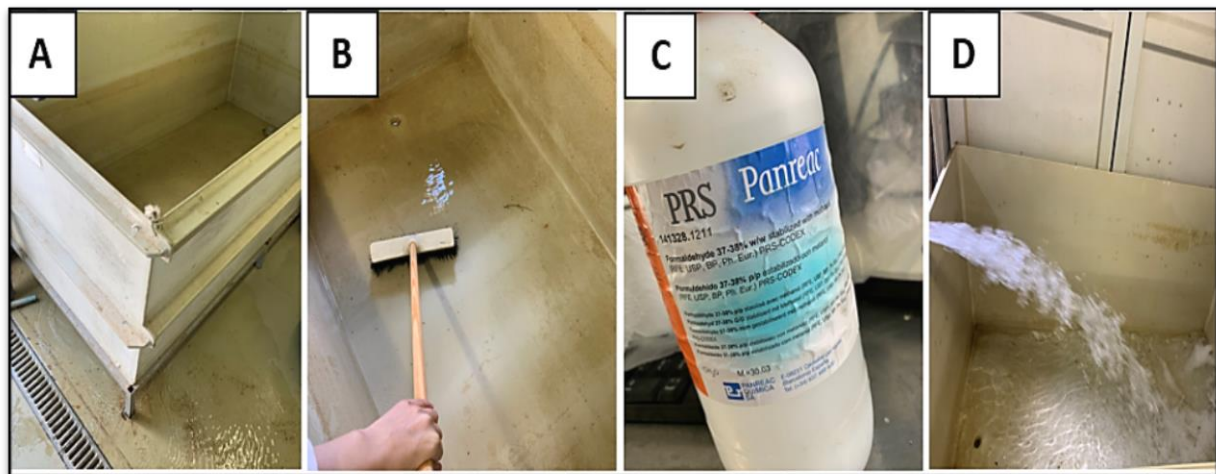


Figure 13 : Préparation des bassins de stabulation, (A) : Bassin vide ; (B) : Nettoyage et désinfection des bassins ; (C) : Formol ; (D) : Remplissage des bassins (**Écloserie de Zaïri, 2021**)

2. Pêche et sélection des géniteurs

2.1. Pêche des géniteurs

Les géniteurs du sandre *Sander lucioperca* ont été pêchés le 14 et 15 mars 2021 au niveau de la retenue collinaire de Zairi dans la wilaya de Sétif, à l'aide d'une embarcation motorisée (**Planche 14.A**), en utilisant des quatre filets maillants (maille = 45mm) spécialement conçus pour la pêche du sandre (**Planche 14.B**), qui se font immerger jusqu'à une dizaine de mètres de profondeur.

La pêche a été faite pendant la saison de reproduction lorsque la température de l'eau atteint environ 12 °C, s'étend de mi-mars à juin selon la localisation géographique (**Peter et al., 1991 ; Gillet et al., 1995 ; Zakes et Demska-Zakes, 2005 ; Sosiński, 2007**)



Figure 14 : Pêche des géniteurs ; (A) : embarcation motorisée ; (B) : filets maillants (Écloserie de Zairi, 2021)

Le transfert des géniteurs a été fait par des bassines (Figure. 15) contenant l'eau de la retenue collinaire Zairi vers l'écloserie d'EL-Ouricia.



Figure 15 : Transfert des géniteurs de *Sander lucioperca* à l'écloserie par une bassine (Écloserie de Zairi, 2021)

La manipulation des géniteurs sauvages de *Sander lucioperca* doit se faire avec prudence, car ces poissons sont facilement stressés une fois capturés et manipulés, ce qui entraîne généralement des pertes et provocation de maladies causées principalement par les champignons opportunistes (Kaszubowski, 2005 ; Sosiński, 2007 ; Kaszubowski *et al.*, 2008).

2.2. Sélection des géniteurs

La sélection des géniteurs est considérée comme primordiale pour le bon déroulement de la reproduction. **Woynarovilh et Horvath (1981)** signalent que le processus de sélection des géniteurs est d'une importance particulière, surtout pour les femelles dont la maturité doit être vérifiée soigneusement pour assurer le succès de la propagation artificielle.

Le choix des géniteurs s'est basé sur la conformation du corps qui doit présenter une bonne apparence extérieure (individus sans blessures, sans maladies apparentes ...) et des signes de maturité dont :

- Chez le mâle :
 - Une libération de petites quantités de laitance (sperme) lorsque on applique une légère pression abdominale (**Figure 16.A**).
- Chez la femelle :
 - Ventre bien arrondi (**Figure 16.B**).
 - Papille génitale gonflée, en saillie, rouge ou rose (**Figure 16.C**).

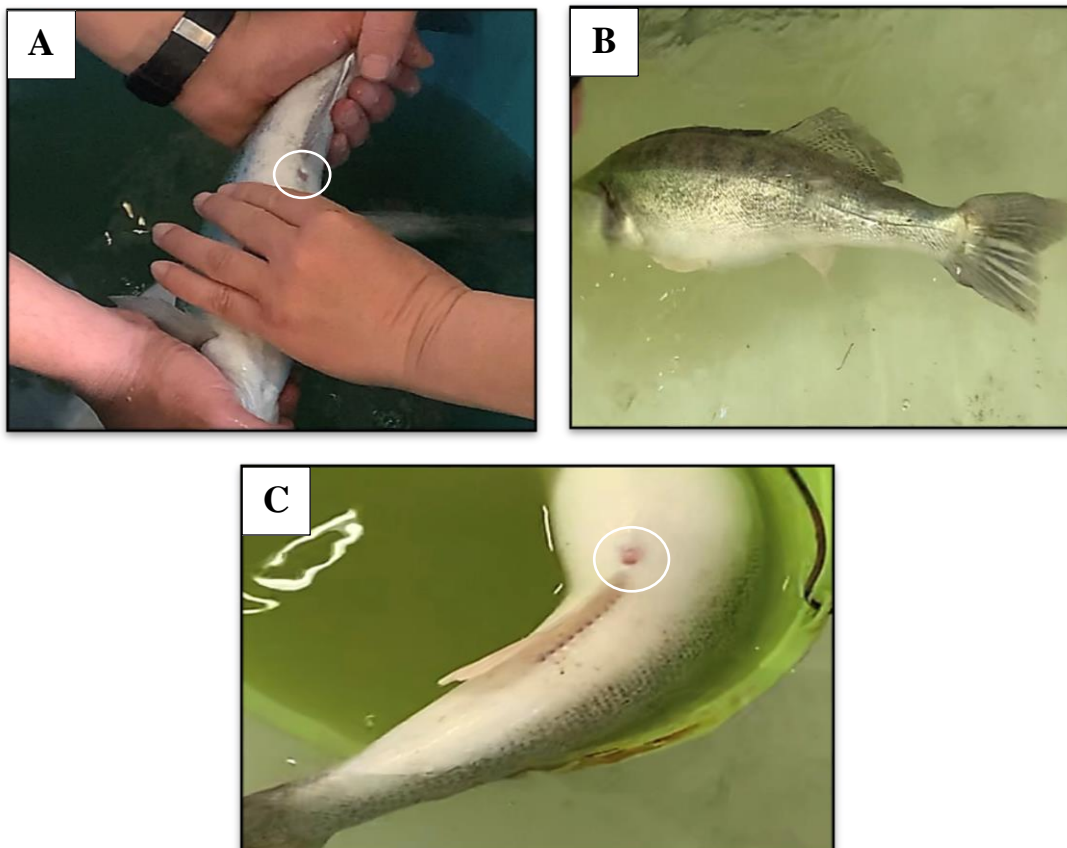


Figure 16 : Sélection des géniteurs de *Sander lucioperca* ; (A) : Laitance de mâle ; (B) : Ventre arrondi de la femelle ; (C) : Papille génitale rouge (Écloserie de Zaïri, 2021)

3. Induction de la ponte

Selon **Steffen *et al.*, (1996)**, l'anesthésie est nécessaire lors de la manipulation des poissons hors de l'eau. Il est recommandé d'utiliser un anesthésiant idéal à une concentration bien définie pour éviter le stress susceptible d'avoir des effets néfastes sur les géniteurs.

Après avoir capturés les géniteurs du sandre *Sander lucioperca* dans les bassins à l'aide d'une épuisette (**Figure. 17.A**), sont placés dans une solution anesthésiante contenant l'Eugénol (**Figure. 17.B**) en respectant 2,5 ml dans 50L d'eau.

Les géniteurs doivent être retirés du bain anesthésiant dès qu'il y a perte d'équilibre (**Figure. 17.C**) et ils sont portés à l'aide d'une serviette propre (**Figure. 17.D**) et maintenus sur une table de manipulation après avoir pesés au kilogramme près, par une balance électronique (**Figure. 17.E**) afin de calculer la dose exacte de l'hormone utilisée pour chaque individu du sandre. La taille totale des géniteurs a été mesurée, au centimètre près, par un ichtyomètre (**Figure. 17.F**).

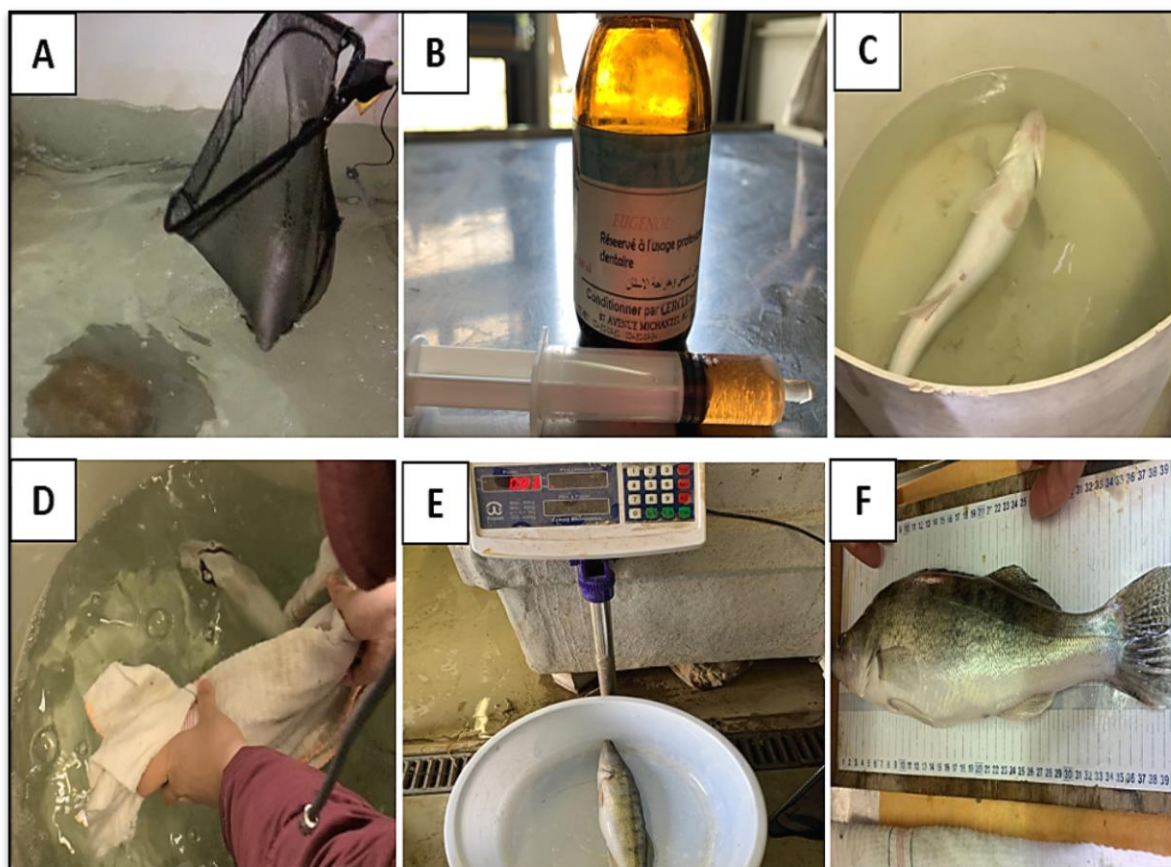


Figure 17 : Préparation des géniteurs ; (A) : Capture des géniteurs ; (B) : Anesthésiant (Eugénol) ; (C) : Géniteur anesthésié ; (D) : Récupération des géniteurs ; (E) : Pesée des géniteurs ; (F) : Mesure des géniteurs (**Écloserie de Zaïri, 2021**)

3.1. Détermination de l'état de maturité des ovocytes

La sélection des femelles du sandre pour l'injection hormonale, doit passer par la vérification du stade de maturation des ovocytes début de l'expérimentation (Zarski *et al.*, 2012) car elle permet un meilleur contrôle sur toutes les phases de la reproduction puis de l'élevage larvaire (Legendre *et al.*, 1996). Chez diverses espèces téléostéens, lorsque la taille des ovocytes est inférieures à la taille optimale, ça peut provoquer soit une réponse sous-optimale, soit une diminution de la qualité des œufs (Berlinsky *et al.*, 1996 ; Mugnier *et al.*, 2000 ; Ljubobratovic *et al.*, 2020).

Pour ce faire, nous avons utilisé la technique de cathétérisation (Figure. 18) (Zarski *et al.*, 2012), où les prélèvements des ovocytes se réalisés par une biopsie ovarienne (Figure. 19.B) à l'aide d'un cathéter de 2,5mm (un tube mince et flexible) (Figure. 19.A) (Steffens *et al.*, 1996), qui pénètre l'ovaire à travers de l'ouverture génitale (Rothbard et Yaron, 1995).

Les ovocytes ainsi récupérés sont examinés sous une loupe binoculaire pour déterminer les différents stades.

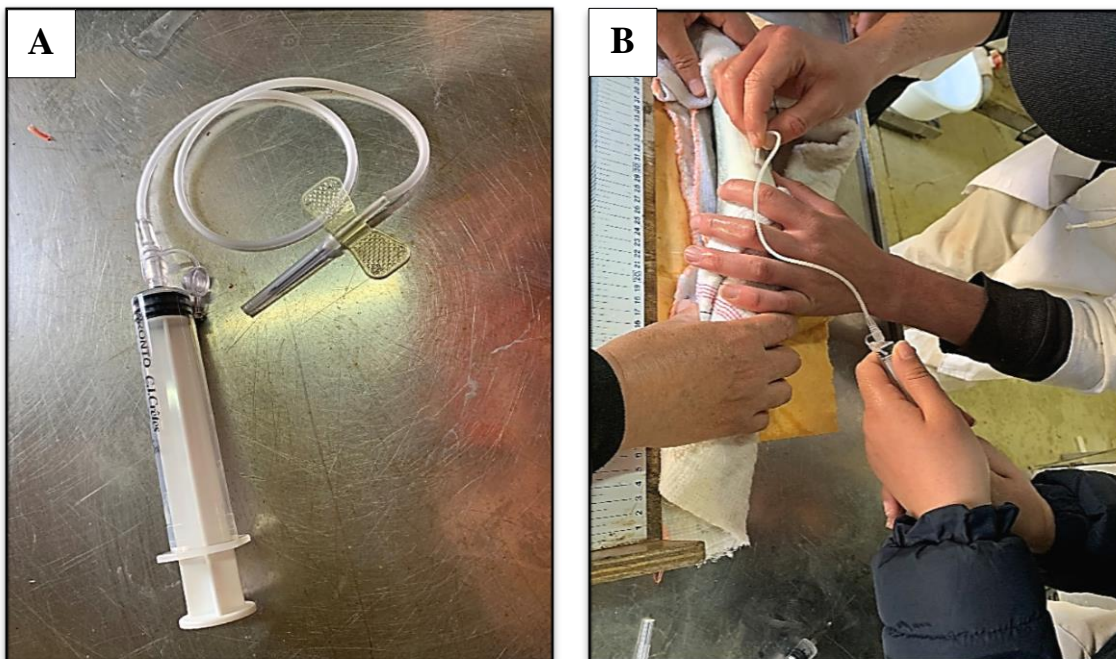


Figure 18 : Technique de cathétérisation ; (A) : cathéter ; (B) : Prélèvement des ovocytes (Écloserie de Zairi, 2021)

La maturité ovocytaire, était anciennement déterminée par la position de la vésicule germinale (GV) dans l'ovaire (Kucharczyk *et al.*, 2008 ; Zakes et Demska-Zakes 2009), qui comprend quatre stades. Cependant pour de nombreuses espèces de poissons, y compris le

sandre, cette classification est insuffisante pour décrire les changements qui se produisent au cours de la **FOM** (final oocyte maturation/maturation ovocytaire finale).

Pour cela qu'on s'est basé sur la classification de **Żarski et al., 2011**, six stades de maturation préovulatoire des ovocytes ont été distingués chez les percidés (**Figure. 19**) :

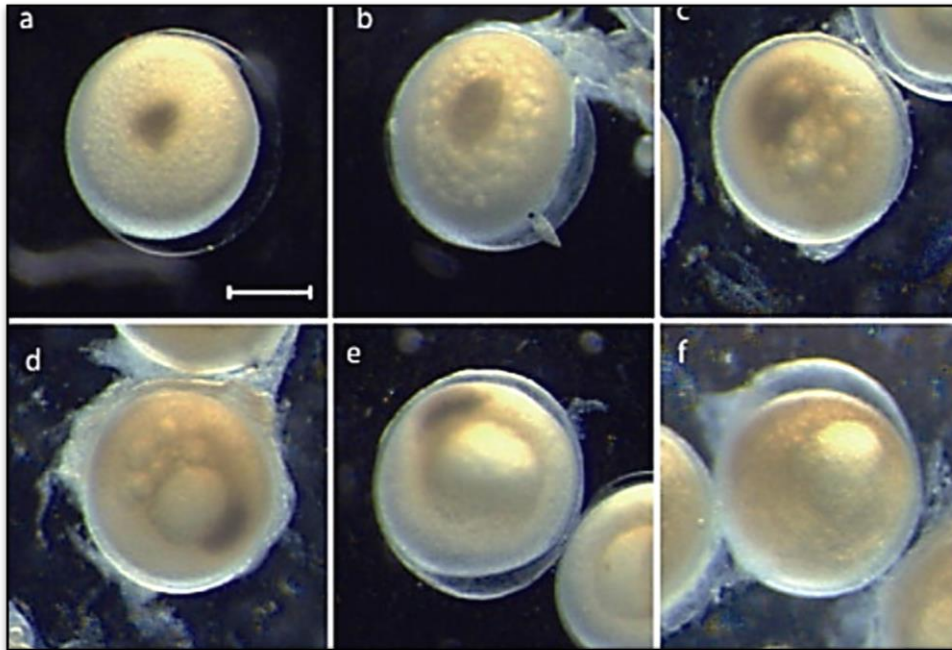


Figure 19 : Stades de maturation ovocytaire ; (a) : Stade I ; (b) : Stade II, (c) : Stade III ; (d) : Stade IV ; (e) : Stade V ; (f) : Stade VI (**Żarski et al., 2011**)

- **Stade I** : le GV est situé au centre de l'ovocyte, les gouttelettes d'huile sont peu visibles (**Figure. 19.a**),
- **Stade II** : début de migration GV, début de coagulation de gouttelettes d'huile bien visibles (**Figure. 19.b**),
- **Stade III** : migration de GV (au-dessus de la moitié du diamètre de l'ovocyte), des gouttelettes d'huile sont bien visibles (**Figure. 19.c**),
- **Stade IV** : le GV est à la périphérie de l'ovocyte, une grosse goutte d'huile en formation est bien visible ; le diamètre des gouttelettes est supérieur au diamètre GV et atteint la taille d'environ 1/3 du diamètre de l'ovocyte ; des gouttelettes plus petites sont également visibles (**Figure. 19.d**),
- **Stade V** : le GV est situé au bord de l'ovocyte, une grosse goutte d'huile (taille d'environ la moitié du diamètre de l'ovocyte) est bien visible (**Figure. 19.e**),
- **Stade VI** : les échantillons d'ovocytes prélevés pour analyse sont macroscopiquement transparents ; pas de GV visible (**Figure. 19.f**).

➤ **Test de spermiation des mâles**

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

3.2. Préparation des géniteurs à l'injection hormonale

L'induction de la ponte à l'aide de l'injections hormonales a été fréquemment utilisée, pour synchroniser la maturation des gamètes chez différentes espèces de poissons y compris *Sander lucioperca* (Bromage *et al.*, 1992 ; Zohar et Mylonas, 2001).

La stimulation hormonale, a des effets modulateurs sur la physiologie des poissons et leur efficacité reproductive (Żarski *et al.*, 2019 ; Żarski *et al.*, 2020)

La reproduction avec un traitement hormonal comprend le choix de l'hormone et la dose à injecter :

3.2.1. Choix de l'hormone

Dans le cas de notre travail, l'hormone utilisée pour la stimulation des géniteurs est la Gonadotrophine chorionique humaine (HCG) (Zakes et Demska-Zakes, 2005) (Figure. 20.A), une ampoule de PREGNYL 5000UI (Unité internationale) diluée dans 8 ml d'eau physiologique (Figure. 20.B), afin d'avoir une solution injectable (Figure. 20.C).

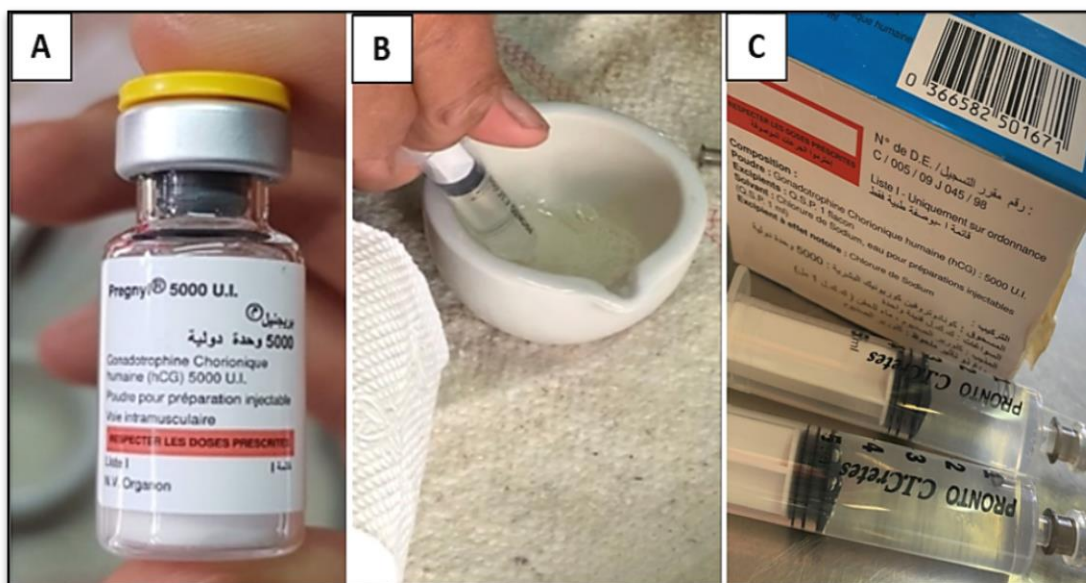


Figure 20 : Préparation de la solution injectable, (A) : Hormone (HCG) ; (B) : Préparation de l'hormone HCG, (C) : Solution injectable (Écloserie de Zaïri, 2021)

3.2.2. Doses et lieu d'injection hormonale

La dose totale d'hormone utilisée diffère en fonction du poids vif du poisson quel que soit le sexe (Karami *et al*, 2010) (Tableau 1, Annexe A) en fonction de la période de reproduction (saison, hors saison), du stade de la maturation des géniteurs et le type d'hormones appliquées.

Le tableau 7 résume les modalités du traitement hormonal recommandées pour la reproduction semi-contrôlée des géniteurs du sandre.

Tableau 7 : La dose d'hormone (HCG) appliquée aux femelles et mâles du sandre *Sander lucioperca* (Kaszubowski, 2005 ; Ronyai, 2007)

Type d'hormone	Gonadotrophines chorioniques humaine (HCG)
Nombre d'injection	1
Doses	600 U.I. /kg
Normes recommandées	200-1000 UI/ kg

3.2.3. Injection hormonale

Avant l'injection hormonale des femelles du sandre *Sander lucioperca*, un marquage (Křišť'an *et al*, 2013), qui a été fait avec une couture par un fil dans la partie dorsal dans notre étude, afin de connaître la femelle qui pond les œufs (Figure. 21).



Figure 21 : Marquage d'une femelle de *Sander lucioperca* (Écloserie de Zairi, 2021)

La seule injection hormonale a été effectuée le 15 mars 2021 à 15h, en introduisant l'aiguille d'une seringue au niveau de la nageoire pelvienne chez les femelles (**Figure. 22.A**), et chez les mâles (**Figure. 22.B**).

Lors du retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin d'éviter que la solution ne ressorte (Gilles *et al.*, 2001 ; Janssen, 1985).



Figure 22 : Injection hormonale des géniteurs du sandre *Sander lucioperca* (Écloserie de Zaïri, 2021)

Certains mâles n'ont pas été injectés, car ils étaient prêts à la reproduction et donc spermants.

3.2.4. Traitement des géniteurs après l'injection hormonale

Après l'injection hormonale, les géniteurs de *Sander lucioperca* ont été mis dans un bac oxygéné (pour leur réveil) (**Figure. 23.A**), puis dans un autre bac contenant la solution saline (**Figure. 23.B**) pour leur désinfection (à base de NaCl d'eau de source).

Avant la remise des géniteurs dans les bassins de stabulation, des nids artificiels ont été placés au fond des bassins (Horvath, 1981). Dans notre travail, on a utilisé les nids de branches de pin naturel déjà préparés (**Figure. 23.C**).

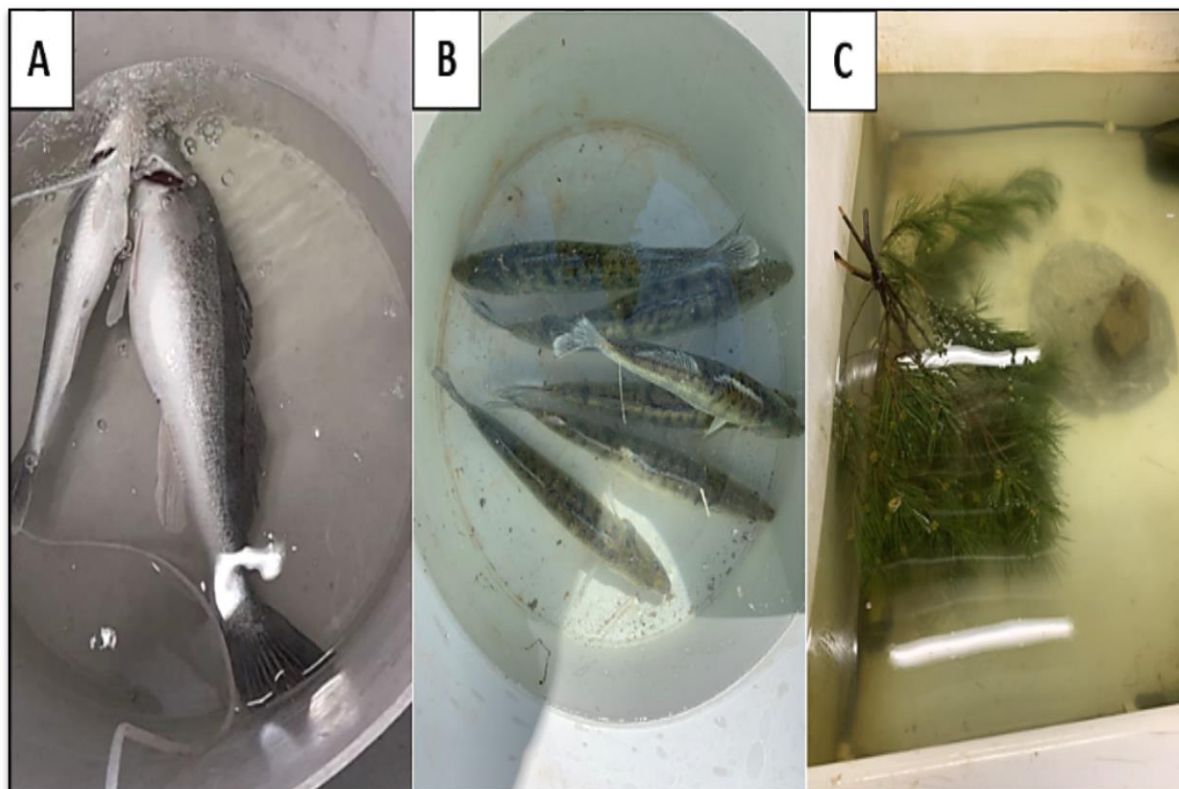


Figure 23 : Traitement des géniteurs après injection ; (A) : Oxygénation ; (B) : Désinfection ; (C) : Nid artificiel (Écloserie de Zaïri, 2021)

Finalement, les mâles et femelles ont été gardés dans quatre bassins de ponte en respectant la sex-ratio (F : M) indiquée dans le **tableau 8**

Tableau 8 : Nombre de nids et sex-ration du sandre *Sander lucioperca* dans chaque bassin (B1 : Bassin 1 ; B2 : Bassin 2 ; B3 : Bassin 3 ; B4 : Bassin 3 ; M : mâle ; F : femelle ; NN : nombre de nids)

Bassins	B1	B2	B3	B4
Paramètres				
Sex-ratio (F : M)	2 : 2	2 : 2	2 : 2	2 : 2
NN	2	2	2	2



Figure 24 : Bassin de ponte pour la reproduction semi-contrôlée du sandre *Sander lucioperca* (Écloserie de Zaïri, 2021)

3.2.5. Suivi du milieu d'élevage

Suite à la disposition des géniteurs dans les bassins, un suivi de températures et concentration en d'oxygène dissous de l'eau a été effectué à l'aide d'un multi-paramètre (Figure. 25) toutes les deux heures depuis l'injection le 15 mars 2021 jusqu'à la ponte (Annexe B, Tableau 2, 3, 4, 5 et 6 ; Annexe C, Tableau 7, 8, 9, 10), afin de s'assurer que ces paramètres soit optimaux à la reproduction comme résumés dans le tableau 9. Les nids sont vérifiés deux fois par jours afin de contrôler le dépôt des œufs.



Figure 25 : Multi-paramètre "CALYPSO" (Écloserie de Zaïri, 2021)

Tableau 9 : Paramètres physico-chimiques optimales pour la reproduction de *Sander lucioperca* (Kjellman *et al.*, 2003 ; Pascal *et al.*, 2005 ; Kucharczyk *et al.*, 2007)

Paramètres physico-chimiques	Valeurs optimales
Température supportée	10 à 30°C
Température de reproduction	14-18°C
Température pour développement embryonnaire	9-24°C
Oxygène dissous	4-6 mg/l
pH	7,2 et 7,8
Salinité	2.3-3g/l

4. Ponte et incubation des œufs de *Sander lucioperca*

Suite à la ponte, les nids sont récupérés et placés dans cinq aquariums de 200L bien nettoyés et désinfectés avec l'eau de source et le formol (**Figure. 26.A**), afin d'éviter tout risque d'infection ; pour l'incubation, tout en assurant les conditions favorables (Température de 9-24°C ; Oxygène dissous de 4-6 mg/l) (**Figure. 26.B**).

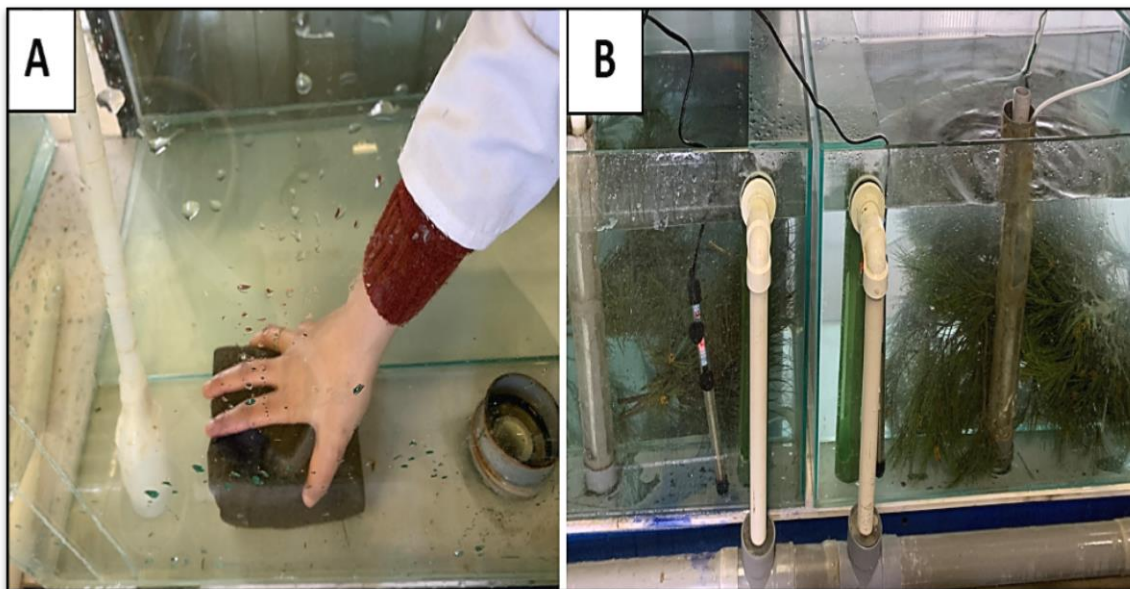


Figure 26 : Préparation à l'incubation des œufs de *Sander lucioperca* ; (A) : Nettoyage et désinfection ; (B) : Incubation des œufs (Écloserie de Zaïri, 2021)

Afin de suivre l'incubation et l'identification des différents stades embryonnaire, chaque 8h, un prélèvement d'une tige recouvert d'œufs a été déposée dans une boîte de pétrie (**Figure. 27.A**) et observée sous microscope optique (GX10) (**Figure. 27.B**).

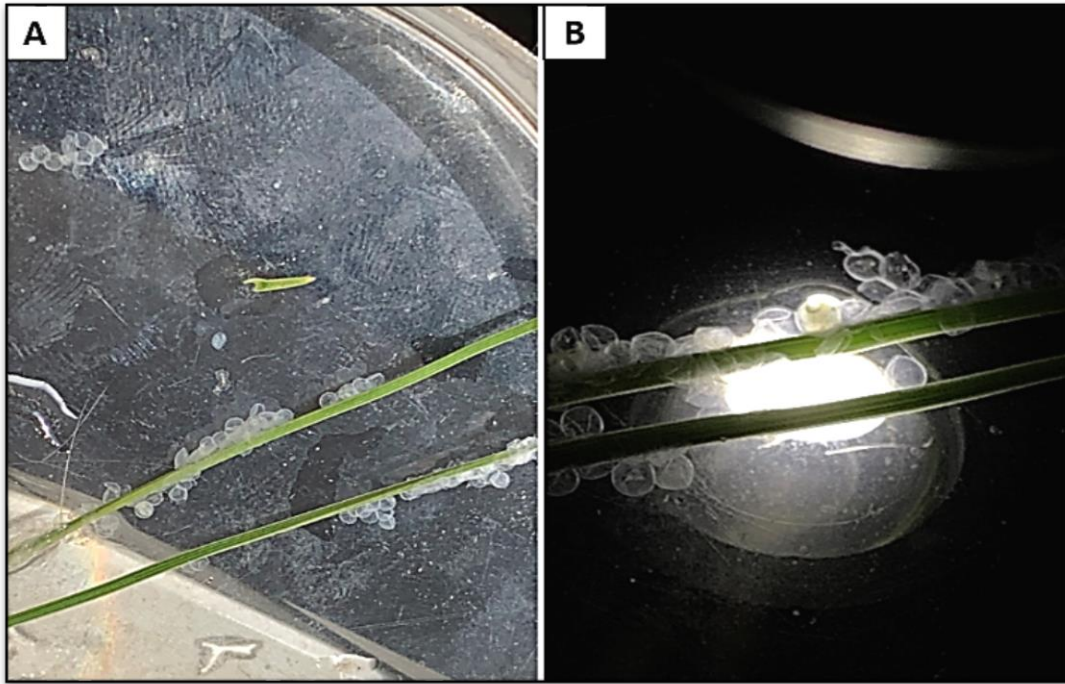


Figure 27 : Œufs de *Sander lucioperca* ; (A) : tige recouvert d'œufs ; (B) : Œufs observés sous microscope optique (Écloserie de Zairi, 2021)

Le développement de l'œuf est un processus rapide qui passe du gonflement de l'œuf à la morphogenèse embryonnaire. Les cellules embryonnaires dérivent de l'œuf fécondé par une série de divisions cellulaires qui donnent naissance à un arrangement stéréo-typique de cellules appelées blastomères puis commence le développement embryonnaire.

5. Eclosion

Après l'éclosion des œufs on a retiré les nids et on a compté les larves à l'œil nu, puis les observés sous un Microscope photonique (GX10)

6. Elevage larvaire de *Sander lucioperca*

Les larves de *Sander lucioperca* ont été élevées dans les mêmes aquariums d'incubation après leur nettoyage et leur désinfection (**Figure 28**), tout en contrôlant les paramètres physiques deux fois par jour, le matin à **7 :00** et le soir à **17 : 00** pendant 12 jours de **25 mars 2021 à 05 avril 2021** (Annexe D, Tableau 12 et 13)



Figure 28 : Aquarium d'élevage larvaire du sandre *Sander lucioperca* (Écloserie de Zairi, 2021)

6.1. Alimentation des larves de *Sander lucioperca*

6.1.1. Réserves vitellines

Durant les premiers jours d'élevage larvaire, les larves qui nagent verticalement pour remplir la vessie natatoire, doivent être protégées de la lumière directe du soleil (Mukai *et al.*, 2008 ; Woynarovich et Horváth, 1980), car elle affecte leur équilibre et entraîne éventuellement la mort. Cependant, il n'y a aucune alimentation des larves car elles se nourrissent de leurs réserves vitellines.

Après épuisement du sac vitellin, les larves doivent d'abord être nourries avec les nauplii d'artémia (Larves d'artémia), source des nutriments indispensables et enzymes exogènes (Dabrowski, 1984 ; Munilla-Moran *et al.*, 1990).

6.1.2. Préparation de l'artémia

➤ Décapsulation des cystes d'artémia

Afin d'éliminer tout risque d'infection des larves du sandre *Sander lucioperca*, et d'obtenir des naupliis d'artémia, il suffit de retirer la coquille ou capsule des artémias, pour cela on a suivi le protocole suivant (Bruggeman *et al.*, 1979) :

On a mis une petite quantité de cystes d'artémia d'importation (Petite cuillère (1g) de cystes) dans un tamis (**Figure. 29.A**), puis on a rajouté l'eau de javel pendant cinq minutes (**Bruggeman et al., 1979**) (**Figure. 29.B**). A la fin on a rincé les cystes avec l'eau de source (**Figure. 29.C**).

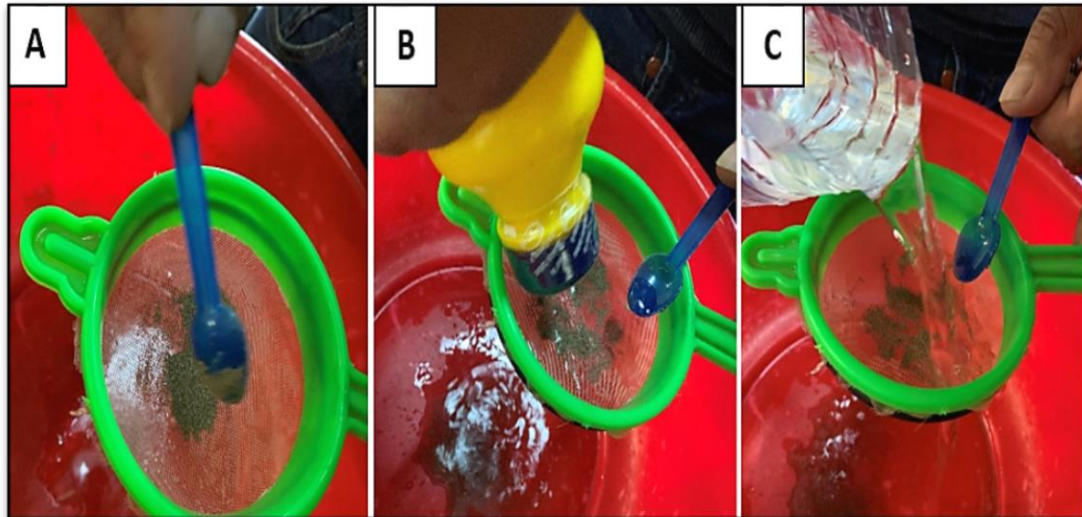


Figure 29 : Décapsulation des cystes d'artémia ; (A) : Cystes d'artémia ; (B) : Ajout de l'eau de javel ; (C) : Rinçage (Écloserie de Zaïri, 2021)

➤ Incubation et éclosion des cystes d'artémia

Pour une éclosion optimale, certains facteurs doivent intervenir durant l'incubation des cystes, dont :

- La température : 30°C (**Sorgeloos, 1980**)
- La salinité : de 35 à 36‰ (**Vanhaecke, 1980**)
- Source lumineuse : au minimum 1 000 lux (**Vanhaecke, 1980**)
- Oxygène dissous : concentrations de 1 mg/l (**Sorgeloos et al., 1978**)
- La charge en cystes : charge maximale de 17 g/l (**Kurata, 1967**)

Dans notre expérience, pour obtenir de bons résultats (**Figure. 30**), on a :

- Mis dans un bac des thermostats pour augmenter la température ;
- Fixé un petit aquarium contenant des bouteilles remplies d'eau salée (mélange de 40g\10L) dans le bac ;
- Placé une lampe au-dessus pour la lumière ;
- Rajouté les cystes d'artémia décapsulés dans les bouteilles.



Figure 30 : Incubation des cystes d'artémia (Écloserie de Zaïri, 2021)

Les nauplius d'artémia fraîchement éclos ont été distribués par seringue (Figure. I.20) pour l'alimentation des larves du *Sander lucioperca* (Figure. 31).



Figure 31 : Alimentation des larves de *Sander lucioperca* par les nauplii d'artémia (Écloserie de Zaïri, 2021)

6.2. Suivi de la croissance des larves

Afin de suivre la croissance des larves qui a duré 12 jours, on a mesuré leur taille par un logiciel TSVIEW, qui permet d'enregistrer des vidéos et prise des photos par une caméra

scientifique, en utilisant les loupes binoculaire (GX10) et une lame d'étalonnage (**Figure 32**) spécialisée de la mesure de la taille des larves.

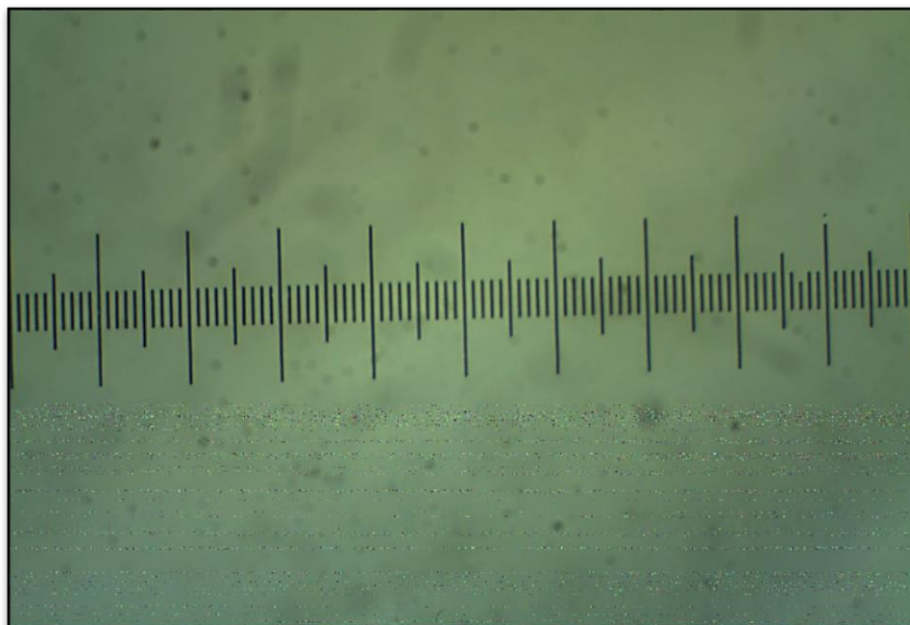


Figure 32 : Lame d'étalonnage pour la mesure de la taille des larves de *Sander lucioperca* (Écloserie de Zaïri, 2021)

7. Mortalité des larves de *Sander lucioperca*

Durant toute la période de l'élevage larvaire, un siphonage du fond de l'aquarium est réalisé (**Figure. 33**) afin de calculer les larves mortes de *Sander lucioperca*.

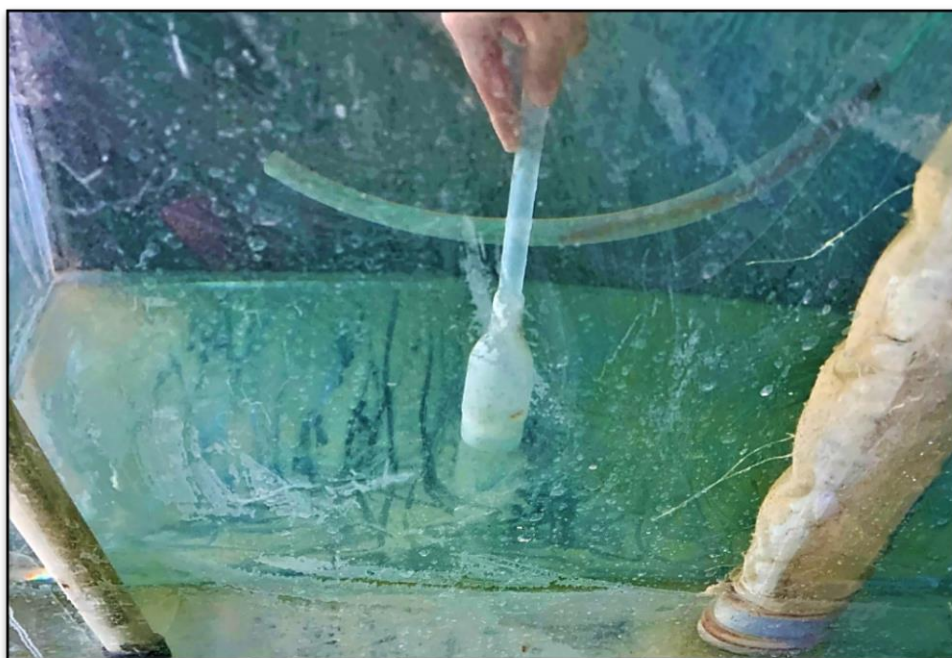


Figure 33 : Siphonage du fond de l'aquarium (Écloserie de Zaïri, 2021)

Chapitre III

Résultats et discussion

1. Pêche et sélection des géniteurs

Un lot de 28 géniteurs a été pêché au niveau de la retenue collinaire Zairi. Le **tableau 10** résume le nombre de femelles et mâles pêchés. Au cours de la pêche, la survie des géniteurs était de 100%.

Tableau 10 : Nombre de mâles et de femelles de *Sander lucioperca* pêchés au niveau de la retenue collinaire Zairi

Essais	Date de pêche	Heure de pêche	Femelles	Mâles
1	14/03/2021	14 : 50	1	1
2		15 : 15	1	0
3		17 : 48	3	4
4		18 : 50	2	0
5	15/03/2021	10 : 05	7	2
6		10 : 54	6	1
Total			20	8

Un lot de 16 individus a été sélectionné selon les critères mentionnés précédemment, dont 8 femelles ($500 \leq \text{Poids} \leq 2400 \text{ g}$; $400 \leq \text{Taille} \leq 600 \text{ mm}$) et 8 mâles ($670 \leq \text{Poids} \leq 1000 \text{ g}$; $430 \leq \text{Taille} \leq 490 \text{ mm}$).

2. Induction de la ponte

2.1. Détermination de l'état de maturité des ovocytes

La maturité sexuelle de toutes les femelles de *Sander lucioperca* a été confirmée par l'observation des ovocytes sous la loupe binoculaire (**Figure. 34**). Les résultats des stades ovocytaires propres à chaque femelle ont été résumés dans le **tableau 11**.

Tableau 11 : Stades ovocytaires des femelles de *Sander lucioperca* sélectionnées

Femelles	1	2	3	4	5	6	7	8
Stades	V	VI	V	V	VI	VI	VI	V

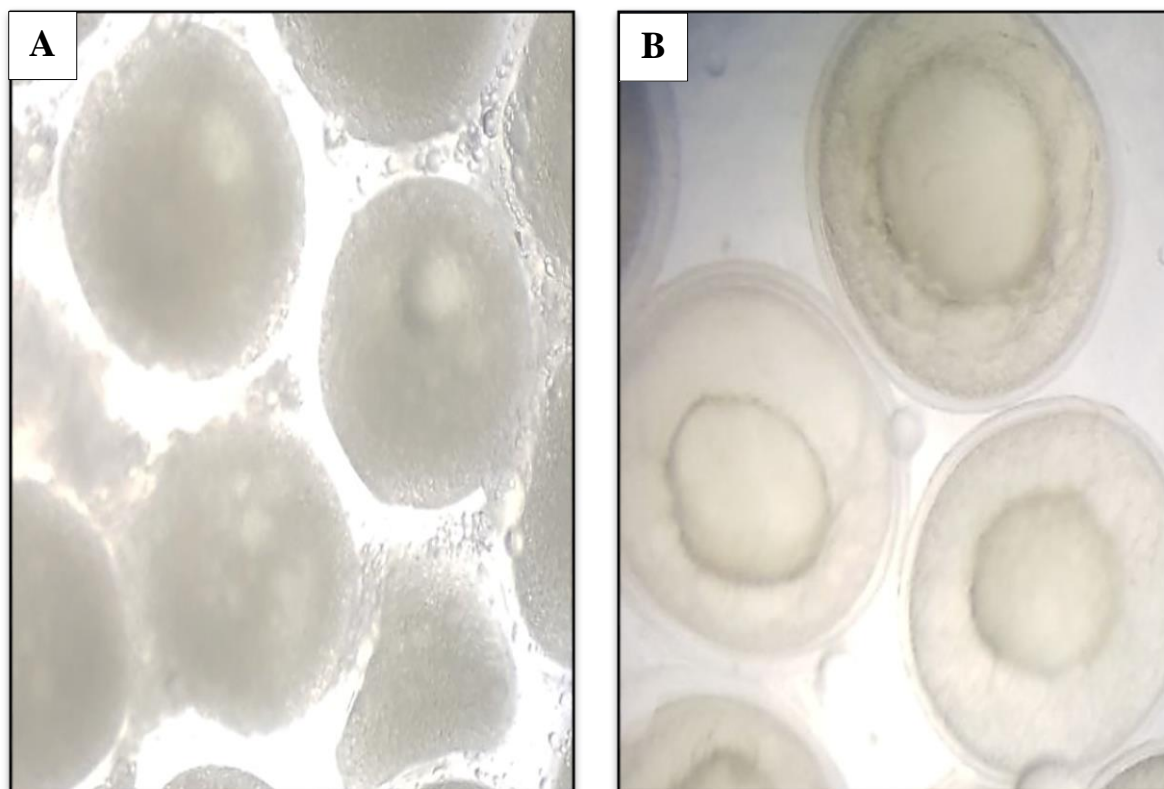


Figure 34 : Ovocytes des femelles de *Sander lucioperca* observées au microscope (GX10) ;
(A) : Stade V ; (B) : Stade VI (Écloserie de Zaïri, 2021)

2.2. Suivi du milieu d'élevage

2.2.1. Suivi de la température (°C)

Le suivi journalier de la température (**Figure. 35**) de l'eau au niveau des quatre bassins de stabulation après l'injection hormonale a été caractérisé par :

- Une température moyenne de $16,10 \pm 1,83$ °C dans tous les bassins.
- Une valeur minimale moyenne de $12,79 \pm 0,34$ °C, enregistrée dans le premier bassin (B1) le premier jour (15 mars 2021) (Annexe B, tableau 6).
- Une valeur maximale moyenne de $18,39 \pm 0,70$ °C, enregistrée dans le troisième bassin (B3) au cinquième jour (19 mars 2021) (Annexe B, tableau 6).

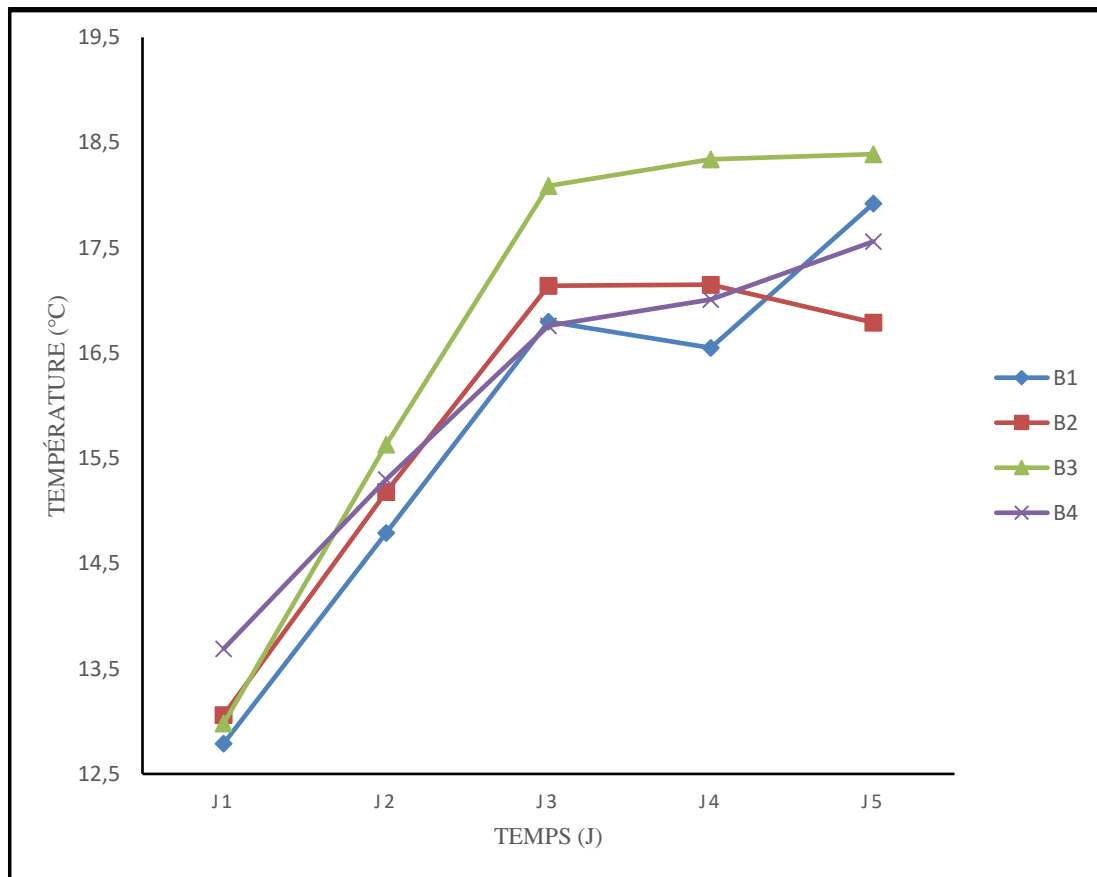


Figure 35 : Variation journalière de la température de l'eau des bassins de ponte des géniteurs de *Sander lucioperca*

2.2.2. Suivi de l'oxygène dissous (mg/l)

Le suivi de la concentration en oxygène dissous de l'eau des bassins après l'injection hormonale (**Figure. 36**), a montré que leur évolution est antagoniste à celle de la température qui montre une diminution progressive. Le suivi de l'oxygène dissous de l'eau a été caractérisé par :

- Une valeur moyenne de **5,83 ± 0,72 mg/l**.
- Une valeur minimale moyenne de **4,65 ± 0,23 mg/l**, enregistrée dans le troisième bassin (**B3**) au quatrième jour (**18 mars 2021**) (**Annexe C, tableau 11**).
- Une valeur maximale moyenne de **6,77 ± 0,15 mg/l**, enregistrée dans le quatrième bassin (**B4**) au premier jour (**15 mars 2021**) (**Annexe C, tableau 11**).

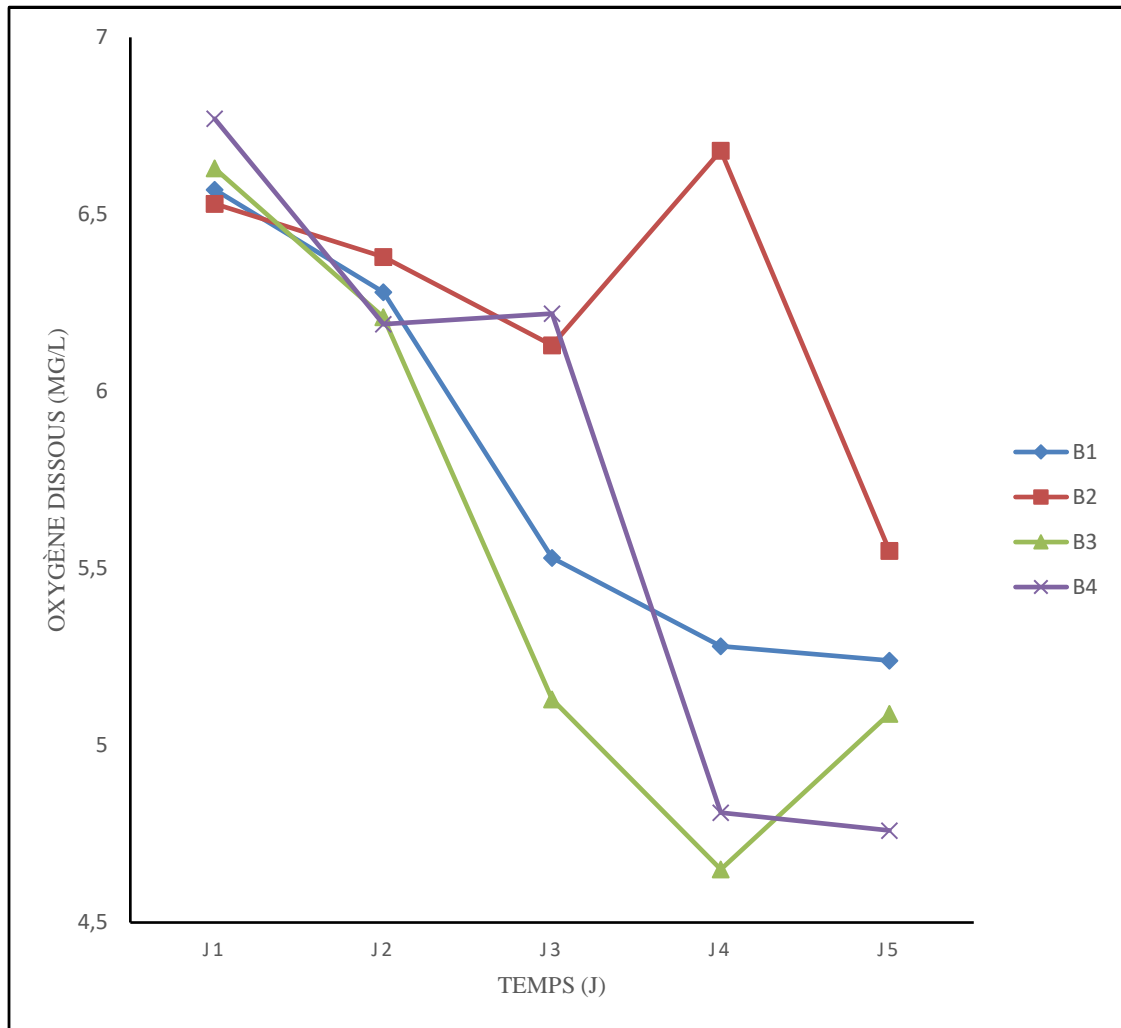


Figure 36 : Variation journalière de la concentration en oxygène dissous de l'eau des bassins de ponte des géniteurs de *Sander lucioperca*

2.3. Réponses des géniteurs à l'injection hormonale

Après quelques heures du traitement hormonal des géniteurs, une mousse de fécondation a rempli les bassins (**Figure. 37.A**). De ce fait, quatre femelles de *Sander lucioperca* ont déposées leurs œufs adhésifs, sur les quatre nids artificiels (**Figure. 37.B**), sous la garde du mâle (**Figure. 37.C**).

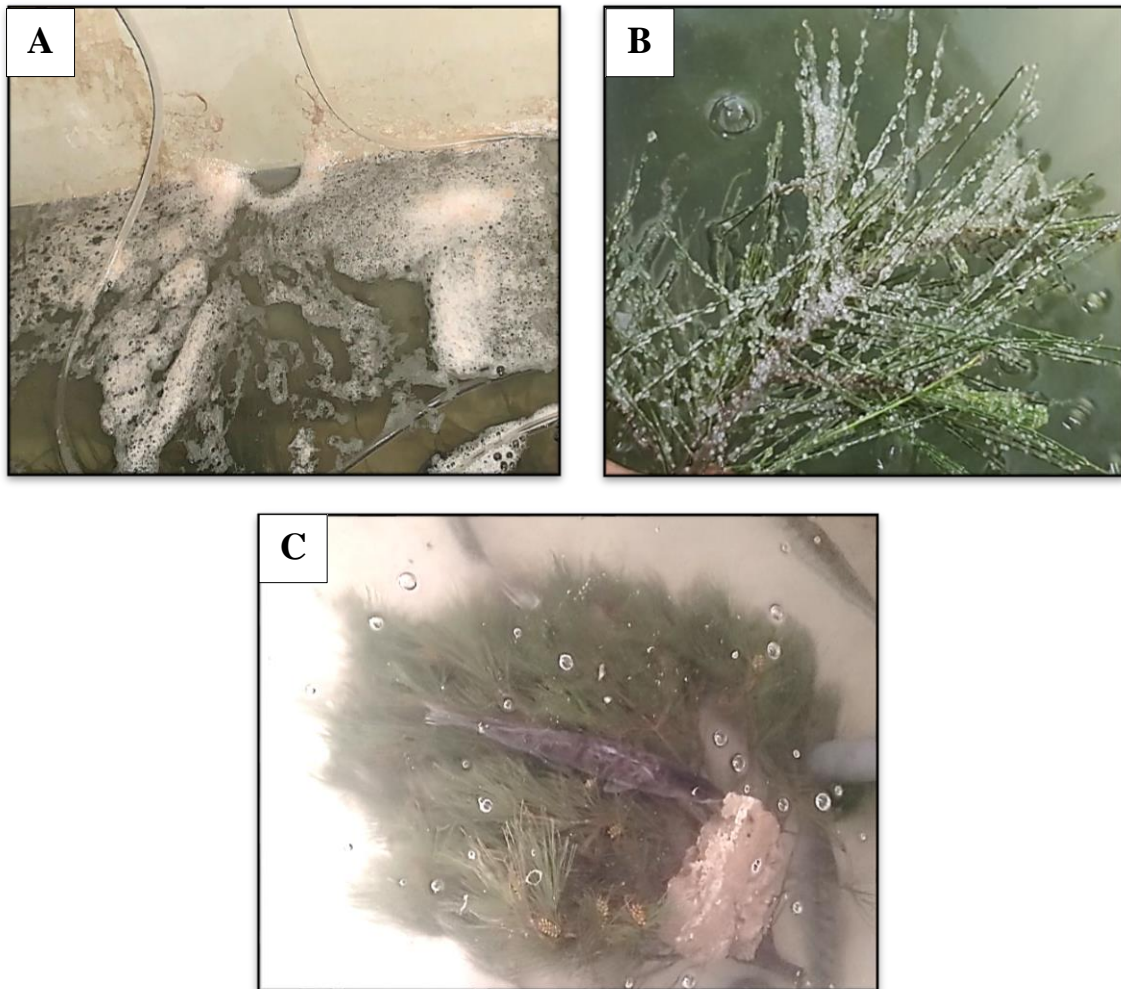


Figure 37 : Ponte des femelles de *Sander lucioperca* ; (A) : Mousse de fécondation ; (B) : Nid artificiel rempli d'œufs ; (C) : Nid gardé par le mâle (**Écloserie de Zaïri, 2021**)

Suite à l'injection hormonale, on a estimé un taux de 100% de ponte des femelles, avec un temps de latence différent, qui est un temps exprimé en heures s'écoule entre le moment de l'injection hormonale et celui de la ponte. Le frai dans notre étude, a été nocturne.

Cependant, après **510°/H** de l'injection hormonale (**17 mars 2021 à 4 : 00**), la première femelle (F1) du premier bassin (B1) a pondu ses œufs sur le nid artificiel à une température de **16,7°C** et une concentration en oxygène dissous de **6,1 mg/l**.

Après **1200°/H** de l'injection hormonales (**19 mars 2021 à 2 : 00**), une deuxième ponte de la deuxième femelle (F2) du premier bassin (B1) a été signalée à une température de **17,60°C** et une concentration en oxygène de **5,6mg/l**. Tandis que la troisième femelle (F3) du B2 et la huitième femelle du B4 ont pondu leurs œufs qu'après **1380°/H** de l'injection hormonale (**19 mars 2021 à 14 : 00**) à une température moyenne de **17,17 ± 1,05°C** et une concentration moyenne en oxygène dissous de **5,3 ± 0,42 mg/l**.

2.4. Mortalité des géniteurs

Le nombre de mortalité des géniteurs est résumé dans le **tableau 12**

Tableau 12 : Nombre de mortalité des géniteurs durant la reproduction

Date	Mortalités	Remarques
15 mars 2021	Une femelle	inconscience après l'anesthésie
17 mars 2021	Une femelle	Stress
19 mars 2021	Deux femelles	infection par les champignons

3. Développement embryonnaire de *Sander lucioperca*

3.1. Suivi du milieu d'élevage

Les valeurs moyennes de la température et de l'oxygène dissous de l'eau des aquariums sont présentées respectivement dans les **tableaux 13 et 14**.

Tableau 13 : Valeurs moyennes de la température de l'eau (en degrés Celsius) des aquariums renfermant les œufs en incubation de *Sander lucioperca* ; **A1** : Aquarium 1 ; **A2** : Aquarium 2 ; **A3** : Aquarium 3 ; **A4** : Aquarium 4 ; **A5** : Aquarium 5

Aquariums Date	A1	A2	A3	A4	A5	Moyenne	Ecart type
20/03/2021	18,23	17,62	18,97	19,33	18,97	18,63	0,56
21/03/2021	17,49	18,13	20,38	20,10	19,13	19,05	0,99
22/03/2021	18,07	17,11	20,21	19,18	18,07	18,53	0,93
23/03/2021	17,52	17,36	20,32	19,39	18,75	18,67	0,98

Tableau 14 : Valeurs moyennes de l'oxygène dissous (en milligramme par litre) de l'eau des aquariums renfermant les œufs en incubation de *Sander lucioperca* ; **A1** : Aquarium 1 ; **A2** : Aquarium 2 ; **A3** : Aquarium 3 ; **A4** : Aquarium 4 ; **A5** : Aquarium 5

Aquariums Date	A1	A2	A3	A4	A5	Moyenne	Ecart type
20/03/2021	6,25	6,2	6,1	5,95	6,05	6,11	0,09
21/03/2021	6,55	5,95	5,35	6	6,1	5,99	0,27
22/03/2021	6,35	5,5	5,05	6,1	6,1	5,82	0,44
23/03/2021	6,35	5,36	5,35	6,05	6,05	5,83	0,38

3.2.Stades embryonnaires

Durant l'incubation, le cycle embryonnaire se poursuit à l'abri de l'enveloppe de l'œuf (les œufs fécondés sont d'une couleur jaune transparentes avec un noyau), que les larves finiront par briser au moment de leur éclosion.

Le développement embryonnaire, caractérisé par une nutrition endogène de l'embryon à partir du vitellus, se répartit en trois sous phases :

- La phase de clivage qui recouvre le début du développement embryonnaire ainsi que les stades morula (**Figure. 38.A**), blastula (**Figure. 38.B**) et gastrula (**Figure. 38.C**) jusqu'au début de l'organogénèse
- La phase embryonnaire commence lorsque l'organogénèse est initiée et s'arrête une fois l'éclosion achevée (**Figure. 38. D, E et F**)
- La phase éléuthéro-embryonnaire 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.

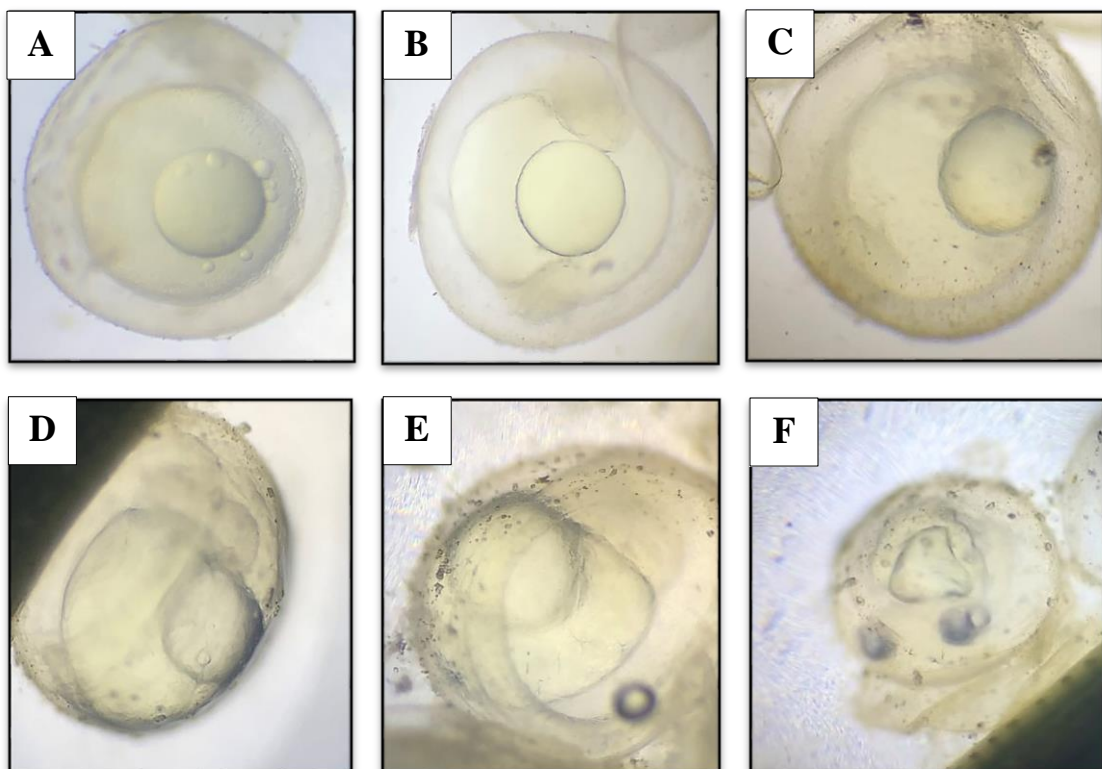


Figure 38 : Observation du développement embryonnaire de *Sander lucioperca* sous microscope optique (GX10) ; (A) : Sade morula ; (B) : blastula ; (C) : gastrula ; (D) : fermeture du blastopore ; (E) : début différenciation des plastes embryonnaire ; (F) : Formation des yeux (Écloserie de Zaïri, 2021)

3.3. Œufs non développés

Au moment de l'incubation, on a estimé un taux de 30% des œufs non développés ; dont, un changement de couleur et forme des œufs ont été observé sous un microscope optique. Les œufs non fécondés de la femelle 1 ont été blanchâtres (**Figure. 39.A**) sans évolution tout le long de l'incubation. Tandis que les œufs de la femelle 3 ont été attaqués par les champignons (**Figure. 39.B**).

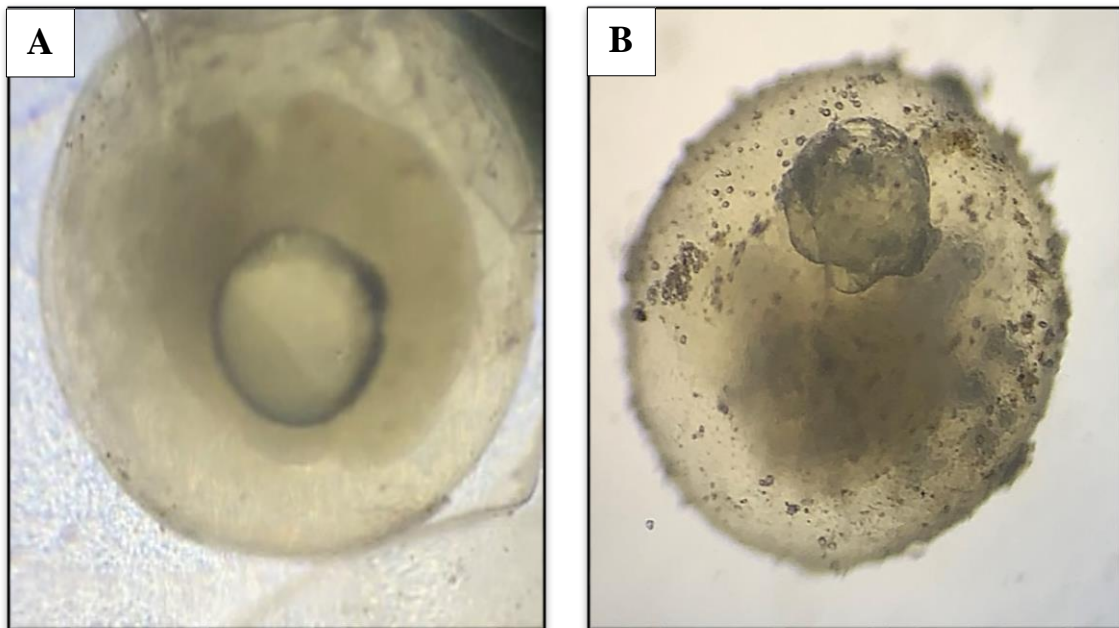


Figure 39 : Les œufs non développés de *Sander lucioperca* observés au microscope (GX10) ; (A) : œuf mal fécondé ; (B) : œuf attaqué par les champignons (Écloserie de Zaïri, 2021)

4. Éclosion

La première transition ontogénique qui est l'éclosion a débutée dans le quatrième aquarium après **86H (=1290°/h)** de l'éclosion (**24 mars 2021 à 14 : 00**) à une température de **17,4°C** et concentration en oxygène dissous de **6,4 mg/l**.

Après **96H (= 1440°/h)** de l'incubation (**25 mars 2021**), le taux d'éclosion des œufs a été estimé à **80%**.

Par ailleurs, nous avons **2423** larves (**Figure 40**) ont été dénombrées obtenus distribués sur quatre aquariums (**tableau 15**).



Figure 40 : Larve de *Sander lucioperca* (Écloserie de Zaïri, 2021)

Tableau 15 : Nombre des larves de *Sander lucioperca* ; (A1) : Aquarium 1 ; (A2) : Aquarium 2 ; (A3) : Aquarium 3 ; (A4) : Aquarium 4

Aquariums	A1	A2	A3	A4
Nombre de larves	636	602	575	610

5. Elevage larvaire de *Sander lucioperca*

5.1.Suivi du milieu d'élevage

5.1.1. Suivi de la température (°C)

Le suivi journalier de la température de l'eau (**Figure. 41**), au niveau des quatre aquariums des larves a montré :

- Une valeur moyenne de $18,71 \pm 0,59^{\circ}\text{C}$.
- Une valeur minimale moyenne de $17,08 \pm 1,17^{\circ}\text{C}$, enregistrée dans le quatrième aquarium au dernier jour (**05 avril 2021**)
- Une valeur maximale moyenne de $20,24 \pm 0,74^{\circ}\text{C}$, enregistrée dans le premier aquarium durant le 13^{ème} jour (**03 avril 2021**).

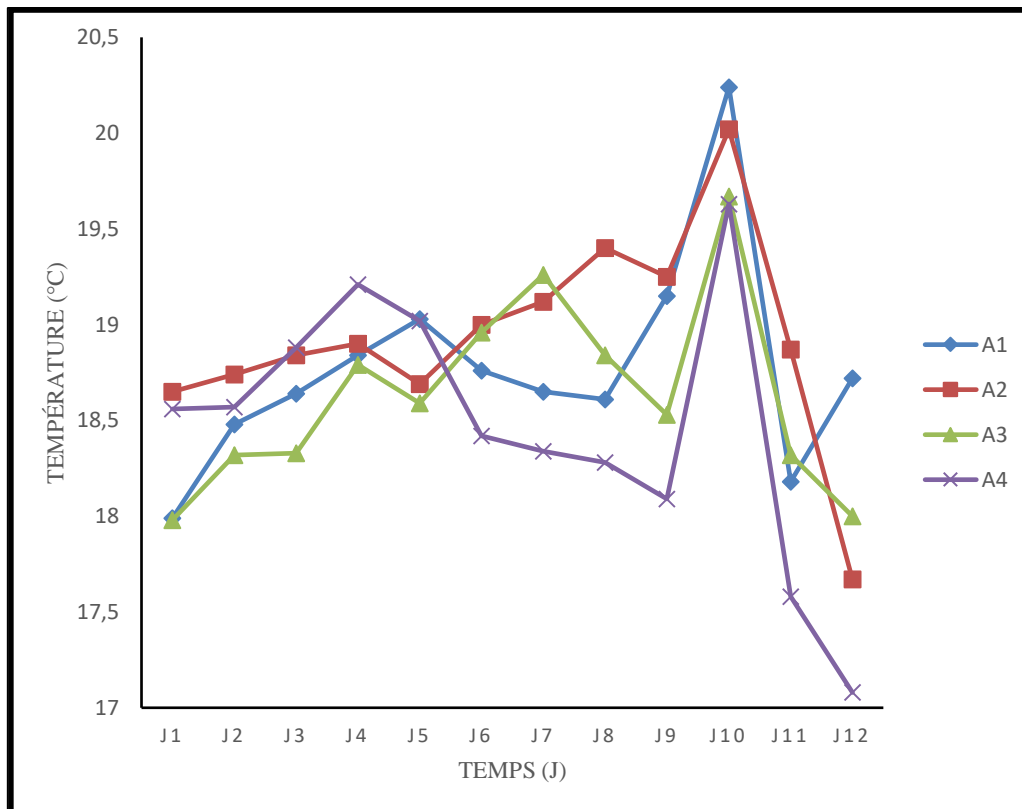


Figure 41 : Variation journalière de la température de l'eau des aquariums de *Sander lucioperca*

5.1.2. Suivi de l'oxygène dissous (mg/l)

Le suivi de la concentration de l'oxygène dissous dans l'eau des quatre aquariums des larves (**Figure. 42**), a montré une faible variation journalière. De ce fait, il a été caractérisé par :

- Une valeur moyenne d'oxygène dissous durant toute la période d'élevage larvaire de **6,26 ± 0,12mg/l**.
- Une valeur minimale moyenne de **6 ± 0,14 mg/l**, enregistrée au 11^{ème} jour (**01 avril 2021**) (**Annexe D, tableau 12**).
- Une valeur maximale moyenne de **6,55 ± 0,08 mg/l**, enregistrée le dernier jour (**05 avril 2021**).

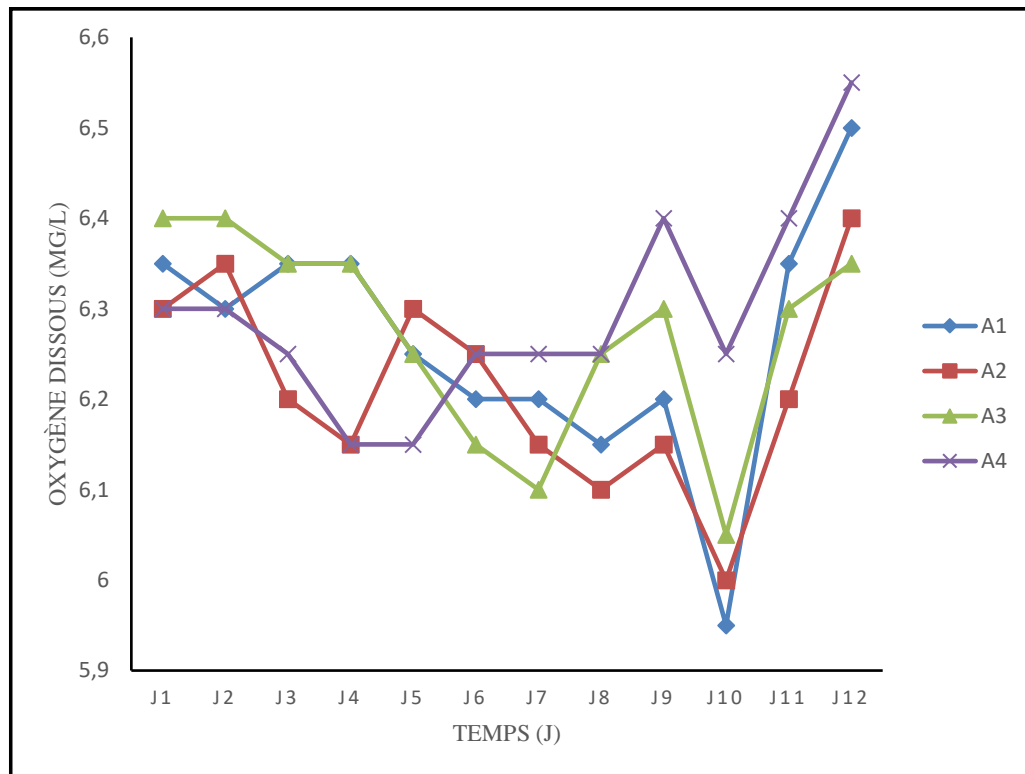


Figure 42 : Variation journalière de la concentration en oxygène dissous de l'eau des aquariums de *Sander lucioperca*

5.2. Résorption vitelline

Durant les trois premiers jours après l'éclosion, nous avons observé une diminution de la taille du sac vitellin (**Figure. 43**), montrant ainsi le développement des larves.

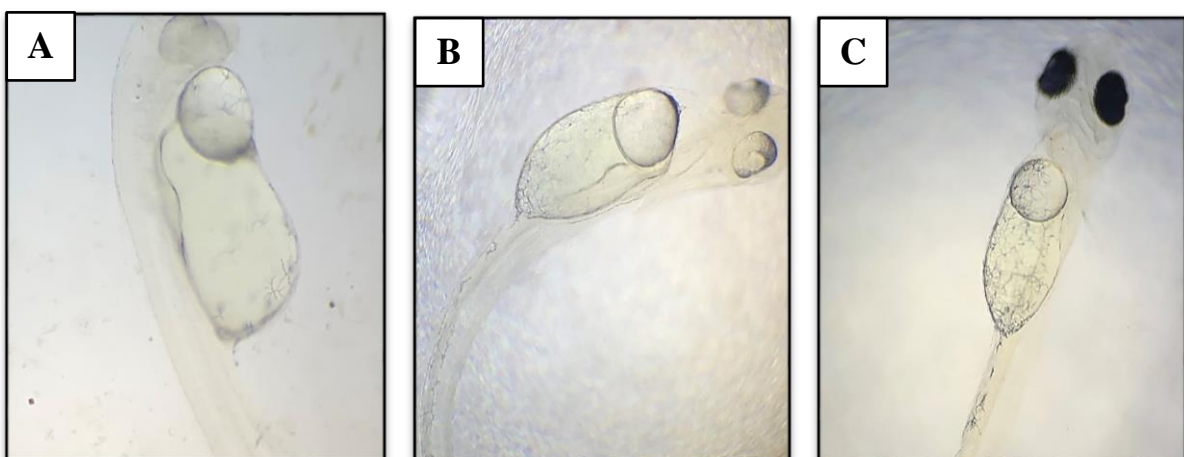


Figure 43 : Résorption vitelline de *Sander lucioperca* observés au microscope optique (GX10) ; (A) : Larve après un jour d'éclosion ; (B) : Larve après deux jours d'éclosion ; (C) : Larve après trois jours d'éclosion (Écloserie de Zairi, 2021)

5.3. Alimentation des larves de *Sander lucioperca*

Suite à la résorption vitelline, on a commencé l'alimentation exogène le 28/03/2021, par des naupliis d'artémia fraîchement éclos (après 24h d'incubation), et qu'ils doivent s'adapter avec l'ouverture de la bouche de la larve afin qu'elle puisse les mangés (**Figure 44**)

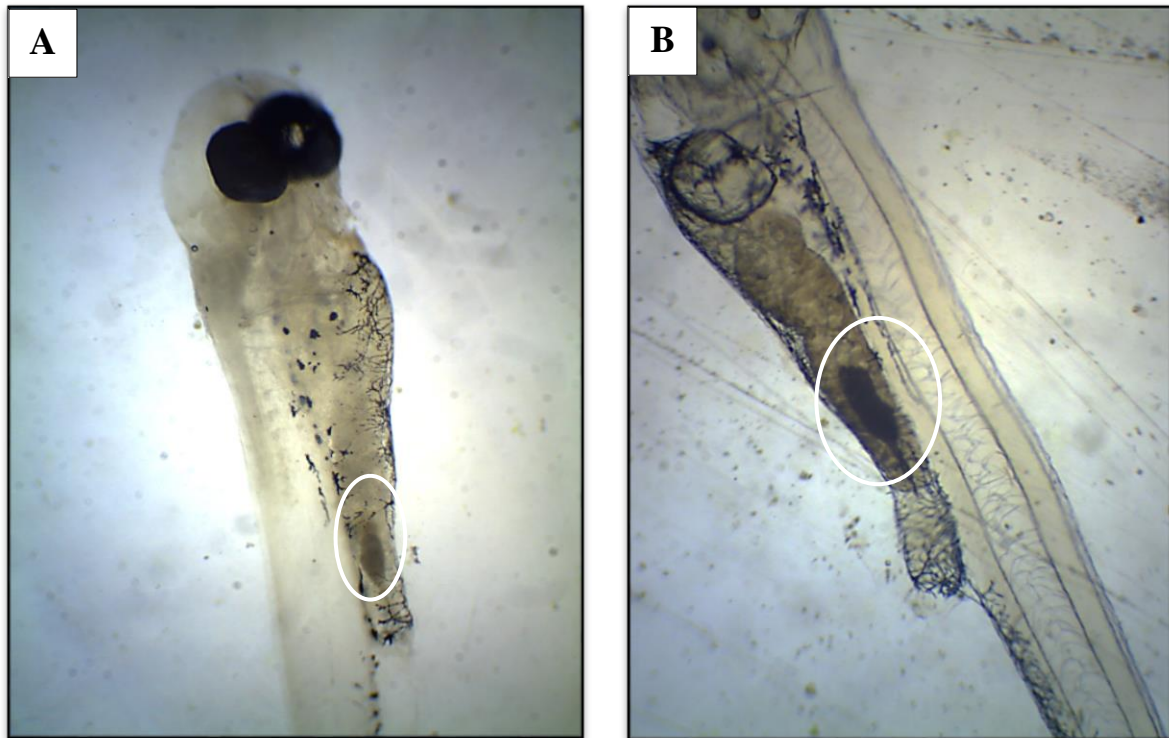


Figure 44 : Nauplii d'artémia consommé par la larve observé sous loupe binoculaire (GX40) ;
(A) : Larve 1 ; (B) : Larve 2 (Écloserie de Zaïri, 2021)

5.4. Croissance des larves

D'après les mesures journalières de la taille des larves (**Annexe E, tableau 14**), qui a été fait par un prélèvement d'une seule larve par jour, on a eu une évolution des larves (**Figure 45**), dont :

- En premier jours d'élevage (25/03/2021) on a enregistré une taille de 3639,68µm (**Figure 46.A**).
- En 12ème jours (05/03/2021) on a enregistré une taille de 5020,42µm, d'une augmentation de 1380,74µm (**Figure 46.B**).
- Le gain de la taille des larves est de 1380,74µm.

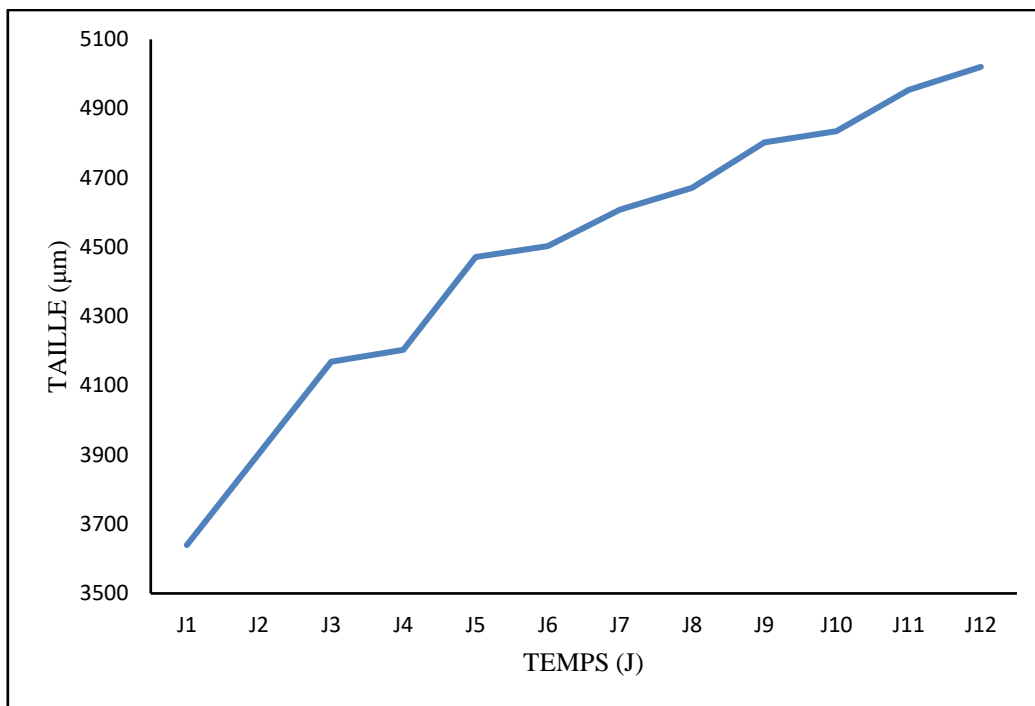


Figure 45 : Evolution en taille des larves de *Sander lucioperca* (Écloserie de Zaïri, 2021)

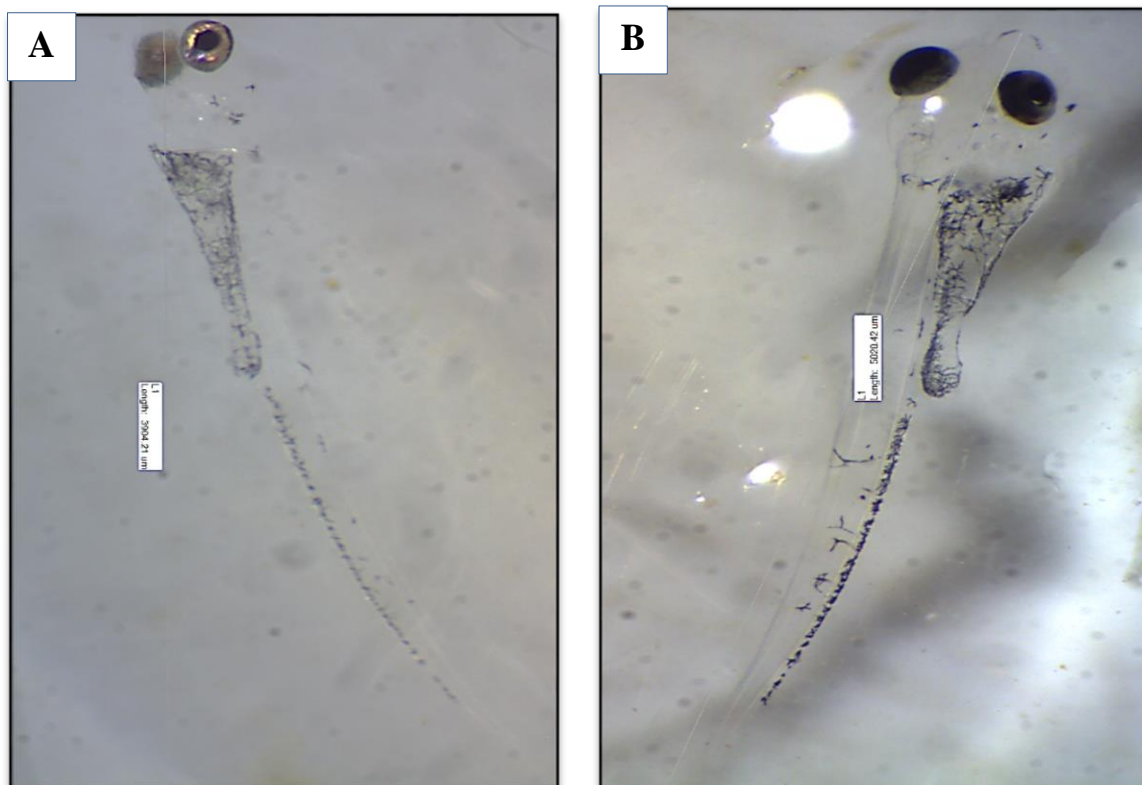


Figure 46 : Taille des larves ; (A) : Larve de 3639,68µm ; (B) : Larve de 5020,42 µm (Écloserie de Zaïri, 2021)

➤ Développement des organes des larves

On a observé un développement des organes des larves, dont : les nageoires (**Figure 47.A**), l'ouverture de la bouche (**Figure 47.B**), le squelette (**Figure 47.C**).

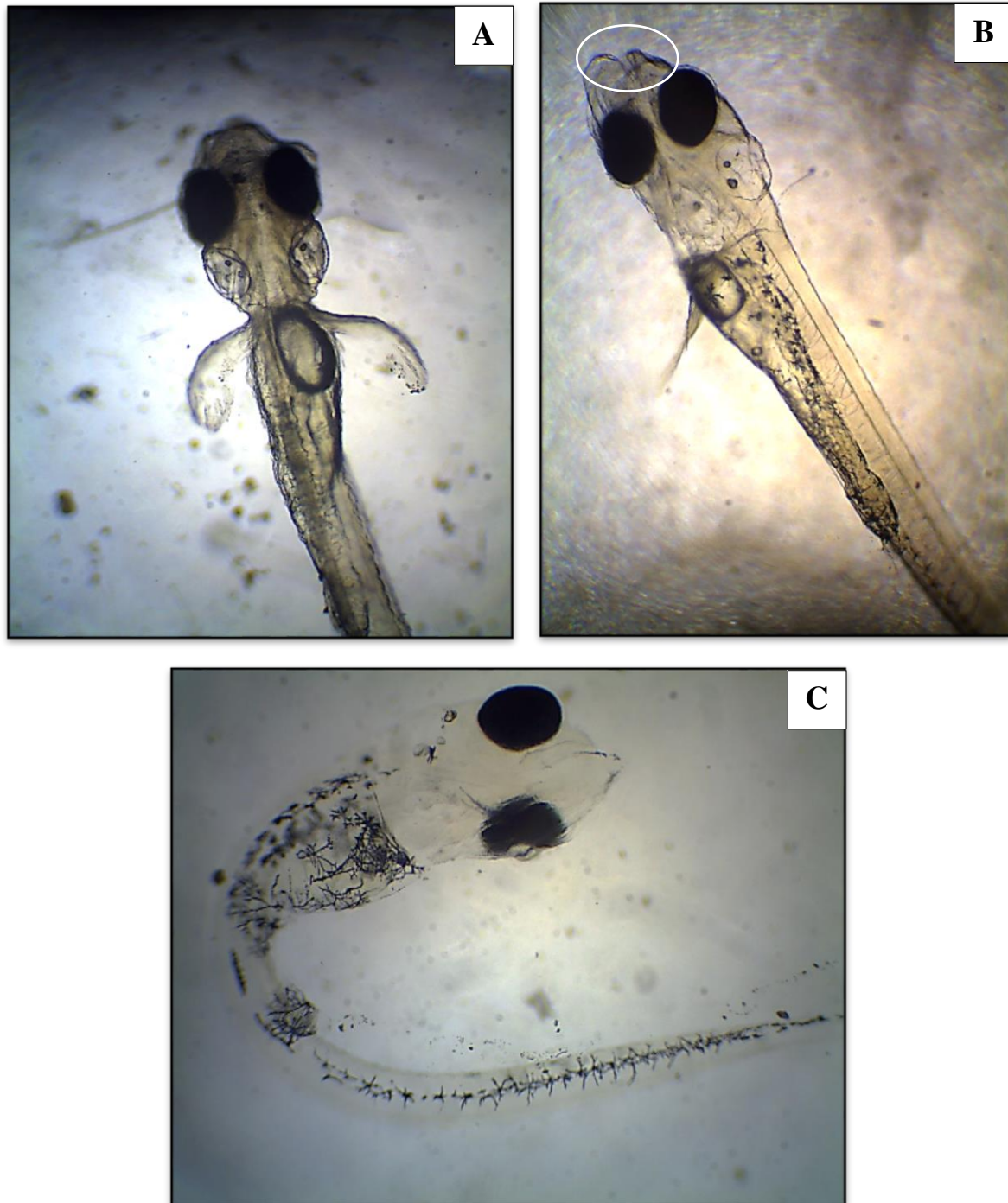


Figure 47 : Développement des organes des larves de *Sander lucioperca* observés sous loupe binoculaire (GX40) ; (A) : Nageoires ; (B) : Ouverture de la bouche ; (C) : Formation du squelette (Écloserie de Zaïri, 2021)

➤ **Malformations des larves de *Sander lucioperca***

Durant la période de l'élevage larvaire, nous avons observé aussi des malformations des larves de *Sander lucioperca*, dont : une déformation de la mâchoire (**Figure 46.A**) et une déformation de la bouche (**Figure 48.B**)

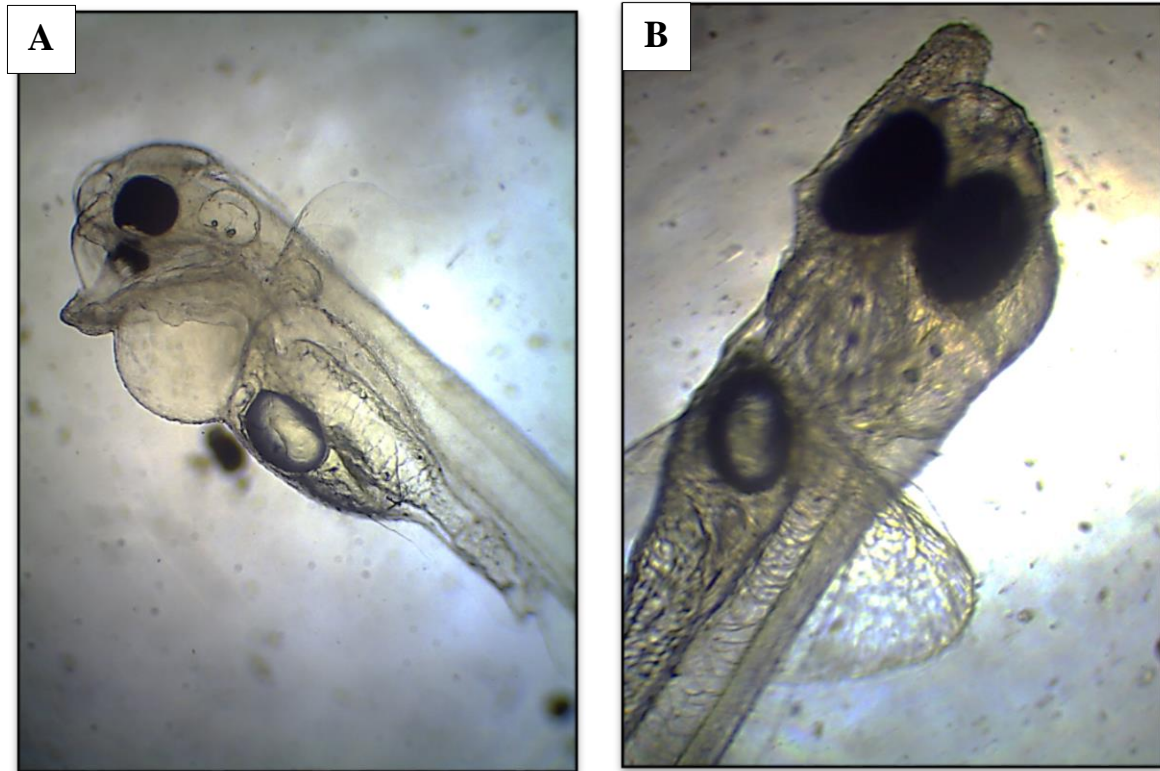


Figure 48 : Malformation des larves de *Sander lucioperca* observée sous la loupe binoculaire (GX40) : (A) : Déformation de la mâchoire ; (B) : Déformation de la bouche (Écloserie de Zaïri, 2021)

6. Taux de mortalité des larves de *Sander lucioperca*

Le taux journalier globale de mortalité des larves dans les quatre aquariums durant 12jours, s'est caractérisé par un taux faible de **26,99%**, (le taux de mortalités journalier est résumé dans le **tableau 15, annexe E**).Tandis que :

- Le taux le plus faible est de 0,53% a été enregistré le 12ème jours dans l'Aquarium 2 (**Figure 49**).
- Le taux le plus élevé est de 29,95% a été enregistré dans A2 en 5ème jours (**Figure 49**).

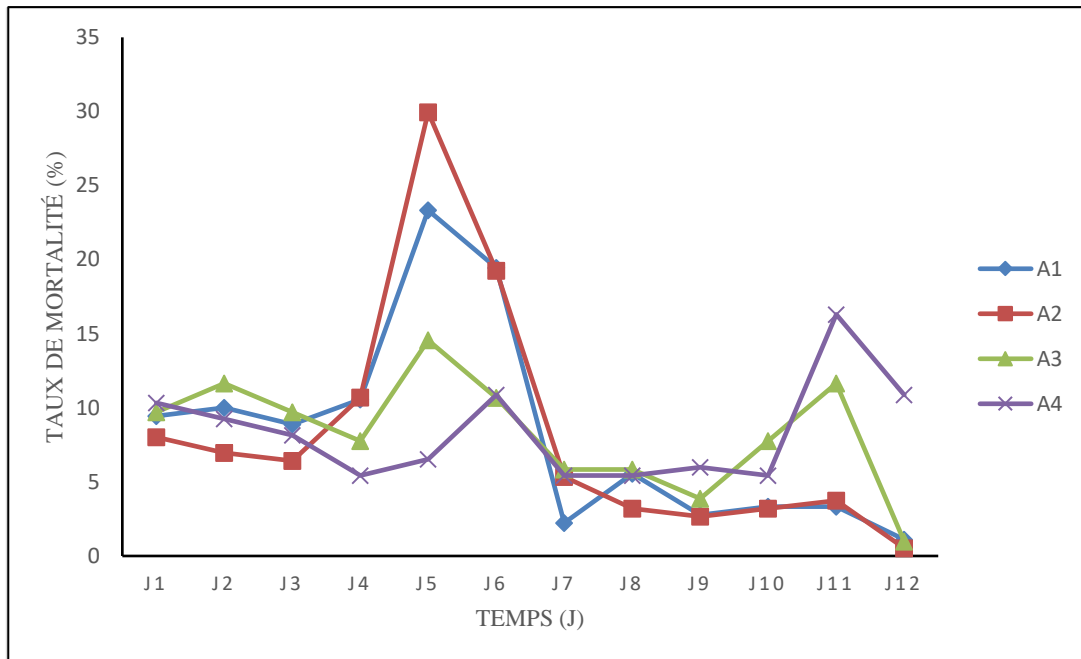


Figure 49 : Taux de mortalité des larves de *Sander lucioperca* dans les quatre aquariums

➤ **Ensemencement**

Après la période d'élevage larvaire, une quantité des larves a été déposée dans les étangs fertilisés de la station expérimentale d'eau douce (**Figure. 50**) afin d'assurer un stock pour l'écloserie d'EL-Ouricia, tandis que l'autre quantité a été déversée dans la retenue collinaire de Zairi.



Figure 50 : Etangs fertilisés de la station expérimentale d'eau douce pour l'élevage larvaire de *Sander lucioperca* (Écloserie de Zaïri, 2021)

Discussion

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 (**Wang et al (2010)**) ; De ce fait, la sélection des géniteurs, le choix et la dose de l'hormone, ainsi que les contrôles des paramètres physiques de l'eau jouent un rôle très important.

Selon plusieurs auteurs **Viveen et al (1985)** ; **Graaf et Janssen, 1996** et **Gilles et al (2001)**, la sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de taille des poissons ainsi que la maturité des ovocytes. D'une autre façon, le ballonnement du ventre de poisson est un bon indice (**Tamas et al, 1982**), c'est le cas dans notre étude ; d'où toutes les femelles sélectionnées sont arrivées aux stades IV et V.

Néanmoins, les manipulations, la captivité et le stress peuvent bloquer les différentes phases de la gaméto-genèse et agir sur la fécondité ou la qualité des gamètes (**Billard et al (1995)** ; **Zakes et Szczepkowski (2004)** ; **Kucharczyk et al (2007)**). Cependant, l'induction par traitement hormonal semble être la méthode la plus efficace dans la reproduction semi-contrôlée et contrôlée (**Woynarovich et Horvath (1981)**). Cette méthode, très utilisée, doit se faire avec une grande prudence en respectant les concentrations prescrites pour chaque espèce de poissons (**Micha (1974)**).

L'ensemble des géniteurs pêchés sont caractérisée par une dominance des femelles. Ce phénomène peut être dû à la coïncidence de la période de pêche et à la période de fraie naturelle du sandre. Lorsque la température de l'eau est au voisinage de 12°C, les mâles s'occupent de la construction et la préparation des nids et la garde des œufs (**Scott et Crossman, 1973**), ce qui limite leur capture. Par contre les femelles circulent librement ce qui augmente leur chance de capture.

Il existe quelques études rapportant l'induction de la ponte chez le sandre en utilisant l'injection de plusieurs hormones dont : l'hypophyse, la Gonadotrophine Chorionique Humaine (HCG) ainsi que d'autres hormones (**Antalfi (1979)** ; **Schlumbenger et Proteau (1996)** ; **Craig (2000)** ; **Kouril et Hamackova (2005)** ; **Zakes et Demska-Zakes (2005)** ; **Rónyai 2007** ; **Blecha et al (2016)**).

Dans notre étude, l'hormone utilisée, la HCG, a permis d'induire avec succès la maturation et l'ovulation du sandre. Ces résultats sont en accord avec les travaux de **Richter et al (2000)**, ainsi que les travaux de **Żarski et al (2017)**.

La réponse aux injections hormonales a été significative pour cette espèce. Sur les huit nids obtenus, la réponse a été de 100% comparée aux résultats de **Meddour et al. (2005)** où sur les dix frayères, six avaient été recouvertes d'œufs.

De même, la ponte a eu lieu à une température de 16,7°C au mois de mars. Elle correspond vraisemblablement à la température de ponte. Cela est en accord avec les résultats de **Lappalainen et al (2003)** qui affirment que la température de reproduction de cette espèce est entre **14 et 18°C** tandis que la période de reproduction varie d'avril à juin.

Par contre, selon **Sonesten (1991)** et **Rizvanov (1970)**, la température permettant la ponte est comprise entre 12 et 15 °C respectivement en Turquie et en Russie. Cependant elles ont lieu à des périodes différentes (Février en Turquie et juillet en Russie). En Algérie la période de reproduction est située entre mars et mai (**Meddour et al (2005)**). De plus en Tunisie, le frai du sandre a lieu à des températures voisines de **14°C (Toudjani (1998))**.

Dans notre étude, la diminution de températures des milieux d'élevage sont dues à la diminution de température extérieure. Tandis que, la concentration en oxygène dissous se varie en fonction de la température.

Selon **Olin et al (2000)** une concentration insuffisante en oxygène dans l'eau affecte le poisson qui aura une difficulté à respirer, le sandre étant sensible à l'anoxie. Cependant, le seuil de tolérance en oxygène dissous est de 5 à 6,5mg/l (**Zivkov et Petrova (1993)** ; **Toujani (1998)**). Le milieu de stabulation et d'incubation utilisé dans ce travail paraît être convenable durant cette étude puisque la quantité d'oxygène dissous variait entre $4,65 \pm 0,23$ mg/l et $6,77 \pm 0,15$ mg/l.

Selon **Hokanson (1977)** et **M'Helti (2001)**, les œufs et les larves du sandre sont sensibles aux variations des facteurs environnementaux.

En élevage, les phases les plus difficiles sont le développement embryonnaire et l'élevage larvaire (**Palińska-Żarska et al (2020)**). De ce fait, la réussite de l'élevage larvaire dans notre étude se matérialise par le bon déroulement du développement embryonnaire assuré par des conditions favorables, ainsi qu'une alimentation régulière des larves.

Durant la phase embryonnaire, une variation de température aura pour conséquence une surconsommation de la réserve vitelline en raison d'une hausse du métabolisme lors d'une augmentation de température (**Jaroszewska et Dabrowski, (2010)**).

Dans ce travail, l'éclosion a eu lieu après **86H** d'incubation, à une température moyenne de **17,4°C**. Cette période est approximativement identique à celle donnée par **Woynarovilh & Horvath (1981)** et qui varie entre trois et cinq jours à une température de **20°C**.

Il est bien connu que les larves de poissons, y compris les percidés, sont capables de sécréter certaines enzymes digestives juste après l'éclosion (**Ribeiro et al (1999) ; Kolkovski (2001) ; Cuvier-Péres (2002) ; Galaviz et al (2012)**). Cependant, pendant les premiers jours d'alimentation exogène (justes après la résorption du sac vitellin), la digestion est caractérisée par une faible efficacité et doit être soutenue par des enzymes exogènes dérivées de la proie ingérée (**Dabrowski (1984)**). C'est pourquoi en élevage larvaire, les larves doivent d'abord être nourries avec les nauplii d'artémia (Larves d'artémia), étant une source de nutriments indispensables (**Dabrowski (1984) ; Munilla-Moran et al (1990)**).

Dans notre étude, on a réalisé l'alimentation des larves par les nauplii d'artémia avec succès, ce qui a induit un développement régulier des larves en taille, avec une période larvaire de *Sander lucioperca* de 12 jours, comparés aux travaux réalisés dans l'écloserie de Zairi, qui n'ont pas réalisé l'élevage larvaire de cette espèce et les larves sont mortes juste après la résorption vitelline.

La taille des larves serait variable en fonction de la température d'incubation (**Blaxter (1992) ; Trabelsi-Zouari (2011)**). Une augmentation de la température (plus de 21°C) durant la période embryonnaire est souvent associée à une taille plus petite (**Blaxter, 1992**). Dans notre étude, la température durant l'élevage larvaire, a été de **17,08 ± 1,17°C** à **18,71 ± 0,59°C**. Donc nous avons une croissance de taille.

De nombreuses études ont mis en évidence une augmentation des taux de malformations visibles à l'éclosion liées à une augmentation de la température d'incubation (**Lahnsteiner et Mansour (2012) ; Meeuwig et al., (2013)**).

Selon **Afonso et al., (2000)**, et **Holm et al., (2005)**, et **Lahnsteiner (2012)**, les malformations des larves peuvent être classées en malformations multiples, lorsque la larve présente au moins deux malformations. En des malformations « simples » lorsqu'une seule partie du corps de la larve est malformée, c'est le cas dans notre étude : Mâchoire et bouche.

Conclusion

Notre étude porte sur la reproduction semi-contrôlée ainsi que le suivi du développement des larves d'une espèce carnassière d'eau douce *Sander lucioperca* en milieu artificiel, au niveau du Centre National de Recherche et du Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA - El-Ouricia).

Les résultats obtenus montrent que les propriétés physiques de l'eau d'élevage notamment la température et l'oxygène dissous ont une influence sur l'induction de la ponte, l'incubation, l'éclosion et le suivi de la croissance des larves de *Sander lucioperca*.

La sélection des géniteurs est une exigence primordiale pour la réussite de la reproduction contrôlée. Elle est faite sur une base d'un certain nombre de critères chez les deux sexes afin de s'assurer de leur maturité.

La qualité des embryons et des larves obtenus dépend principalement de la qualité des ovocytes qui dépendent essentiellement des individus sélectionnés, de leurs nutriments et du stress subi durant la manipulation. Ils sont aussi très sensibles aux conditions environnementales.

Les nauplii d'artémia se sont avérés être un bon aliment pour les larves de *Sander lucioperca*.

D'après les résultats obtenus, l'objectif de la maîtrise de la reproduction semi-contrôlée, ainsi que l'élevage larvaire du sandre *Sander lucioperca*, ont été atteints.

En perspective, il serait souhaitable de :

- Sélectionner les mâles, selon la maturité sexuelle.
- Assurer un bon conditionnement des géniteurs, surtout l'alimentation.
- Effectuer de plus amples études sur les facteurs inhibant la réponse des géniteurs aux hormones.
- Enfin, créer des fermes aquacoles spécialisées dans l'élevage des poissons d'eaux douces d'intérêt économique afin de répondre à la demande nationale.

Références Bibliographiques

Amara R., Laffargue P., Dewarumez J-M., et al. (2001). Feeding ecology and growth of O-group flatfish (sole, dab and plaice) on a nursery ground (southern bight of the Nord Sea). *J. Fish. Biol.* 58: P.P. 788-803.

Afonso J.M., Montero D., Robaina L., et al. (2000). Association of a lordosis-scoliosis-kyphosis deformity in gilthead seabream (*Sparus aurata*) with family structure. *Fish Physiology and Biochemistry* 22: P.P. 159-163.

Anonyme. (2020). Bilan des ensemencements du Centre national de la recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture.

Antalfi A. (1979). Propagation and rearing of pick perch in pond culture. *EI- FAC technical Paper*, 35 : P.P. 120-125.

Bekbergenov Z., Sagitov N-I. (1984). Feeding habits of juveniles of some commercial fishes in the Amu Dar'ya River. *J. Ichthyol.* 124(3) : P.P. 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 Boumedianne. Algérie.* 54 p.

Berlinsky D-L., King V-W., Smith T-I., et al. (1996). Induced ovulation of southern flounder *Paralichthys lethostigma* using gonadotropin releasing hormone analogue implants. *J World Aquac. Soc.*, 27 (2), pp. 143-152.

Berka R. 1979. Incubation of pickeperch eggs (a review). *Bull. VURH Vod-nany*, P.P.P. 15-42-48 (In Czech with English summary).

Billard R., Cosson J., Perchee G., Linhart O. (1995). Biology of sperm and artificial reproduction in carp. *Aquaculture.N* 129 P.P. 95-112.

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

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

- Bolotova N-L., Zuyanova O-V., et al. (1995).** Acclimatization of Zander, *Stizostedion lucioperca*, and its incorporation into the food chain of Lake Vozhe. *J. Ichthyol.* 35(7) :P.P. 122-142.
- Bouamra A., Belaifa B., et al. (2013).** Comparaison de lacroissance 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)*
- Bromage N-R., Jones J., Randall C., et al. (1992).** B roodstock management, fecundity, egg quality and the timing of egg production in the rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* 100:P.P. 141–166.
- Bruggeman E., Baeza M., Bossuyt E., Sorgeloos P. (1979).** Improvements in the decapsulation of *Artemia* cysts. p 309-315. In *Cultivation of fry and its live food European Mariculture Society Special Publication No 4 Stvezynska Jurewicz, E., T. Backiel E Jaspers and G. Persoone (Eds) EMS Bredene, Belgium 534p.*
- Bruslé J., et Quignard J-P. (2001).** Biologie des poissons d'eau douce Européens. Paris. *Ed. Tec et Doc-625p.*
- Bryazgunova M-I. (1979).** Feeding relationships of the young of the pikeperch, *Lucioperca lucioperca*, the bream, *Abramis brama*, and fishes of lesser importance in the lower reaches of the Don. *J. Ichthyol.* 19(2): 57-65.
- CABI. (2021).** La répartition géographique indigène & introduite du *Sander lucioperca*; *Wallingford, UK (Www.CABI.Org).*
- Carroll R. (1988).** Vertebrate paleontology and evolution. *W.H. Freeman, New York. 698 p.*
- CNRDPA. (2020).** Bilan des ensemencements (1985-2020).
- Corolla J-P., Parlier E., Kupfer M. (2016).** *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758), in : **DORIS.**
- Craig J.F. (2000).** Percid fishes, systematics, ecology and exploitation. *Blackwell Sciences, Oxford, UK. 352 pp.*
- Cuvier M., et Valenciennes M. (1829).** Histoire naturelle des poissons. *Levrault. 2e.490 P.*

Cuvier G. (1828). Histoire naturelle des poissons. Tome second. Livre Troisième. Despoissons de la famille des perches, ou des percoïdes. v. 2 : i-xxi + 2 pp. + 1-490, Pls. 9-40.

Cuvier P-A., Kestemont P. (2002). Development of some digestive enzymes in Eurasian perch larvae *Perca fluviatilis*. *Fish Physiol. Biochem.* 24, 279–285.

Dabrowski K. (1984). The feeding of fish larvae: present « state of the art » and perspectives. *Reprod. Nutr. Développement* 24, 807–833.

Dahl J. (1982). A century of pikeperch in Denmark. *EIFAC Technical Paper*, 42(Supp. 2): P.P. 344-352.

Deelder C., Willemsen J. (1964). Synopsis of biological data of pikeperch *Lucioperca lucioperca* (Linnaeus 1758), Rome.

Demska-Zakes K., Zakes Z. (2002). Controlled spawning of pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.) in lake cages – *Czech. J. Anim. Sci.* 47: 230-238.

Elvira B. (1995). Native and exotic freshwater fishes in Spanish river basins. *Freshwat. Biol.* 33:103-108.

FAO (1997). Base de données de la FAO sur les espèces aquatiques introduites. Rome, Italie.

FAO (2012-2021). Fisheries and Aquaculture Department. About us - *Fisheries and Aquaculture Department*. In: *FAO Fisheries and Aquaculture Department [online]*. Rome. Updated 17 March 2017. [Cited 3 July 2019].

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). Contribution of aquaculture to total fishery production : the 50-percent mark. *FAO Aquaculture newsletter N° 60*, p43.

FAO (2020). La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2020. *La durabilité en action*. Rome.

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. (2021), Eschmeyer's catalog of fishes.

Froese R., Pauly D. (2004). DVD FishBase. Penang, Malaisie : Worldfish Center.

Galaviz M-A., García-Ortega A., et al. (2012). Expression and activity of trypsin and pepsin during larval development of the spotted rose snapper. *Lutjanus guttatus*. *Comp. Biochem. Physiol. Part B Biochem. Mol. Biol.* 161, 9–16.

Gilles S., Dugué R., Slembrouck J. (2001). Manuel de production d'alevins du silure africain, *Heterobranchus longifilis*. Paris, Ed. maisonneuve et Larose, 128p.

Gillet C., Dubois J-P., Bonnet S. (1995). Influence of temperature and size of females on the timing of spawning of perch, *Perca fluviatilis*, in Lake Geneva from 1984 to 1993. *Environ Biol Fishes* (42) :355–63.

Gourri B. (2015). Etude de biodiversité faunistique urbaine et pré-urbaine de la ville de Sétif. *Mémoire de Master. Université de Sétif.* 115 p.

Helfman G., Collette B., Facey D. (1997). The diversity of fishes. *Blackwell Science, Malden, MA.* 528p.

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.

Holm J., Palace V., Siwik P., et al. (2005). Developmental effects of bioaccumulated selenium in eggs and fry of two salmonid species. *Environmental Toxicology and Chemistry* 24: P.P. 2373-2381.

Horvath L. (1981). Relation between ovulation and water temperature in farmed cyprinids. *Aquaculture Hungarica, Szarvas, Hungary, 1, P.P.* 58 - 65.

Janssen J. (1985). Elevage du poisson chat africain *Clarias lazera* (Cuv. & Val., 1840) en République Centrafricain : Reproduction artificielle. *Bangui, FAO, FAO/GCP/CAF/007/NET, Document technique No. 20, 100 p.*

- Jaroszewska M., Dabrowski K. (2010).** Utilization of yolk : transition from endogenous to exogenous nutrition in fish. *Larval Fish Nutrition 6: P.P. 185-218.*
- Karami M., Alimon A-R., et al. (2010).** Effects of dietary herbal antioxidants supplemented on feedlot growth performance and carcass composition of male goats. *Am J Anim Vet Sci. 2010; 5: P.P. 33–39.*
- Kaszubowski R. (2005).** Artificial reproduction of pikeperch under controlled conditions. *MSc thesis, UWM Olsztyn, 30 p.*
- Kaszubowski D., Targonska, K., et al. (2008).** A Review of the reproduction biotechnology for fish from the genus *Leuciscus*. *Arch. Pol. Fish. 16(4): P.P. 319-340*
- Kaush H. (1975).** Breeding habitats of the major cultivated fishes of EIFAC region and problems of sexual maturation in captivity. *EIFAC technical Paper, 25: P.P. 43-52.*
- Keith P., Allardi J. (2001).** Atlas des poisons d'eau douce de France. *Muséum national d'Histoire naturelle, Paris. Patrimoines naturels, 47 :P.P. 1-387.*
- 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..*
- Kjellman J., Lappalainen J., et al. (2003).** Early determination of perch and pikeperch recruitment in the northern Baltic Sea. *Hydrobiologia 495:P.P. 181-191.*
- Koblitskaya A-F. (1981).** Inventory on freshwater young fish. Food and Light Industry. *Moscow, pp.154-161.*
- 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.*
- Kolkovski S. (2001).** Digestive enzymes in fish larvae and juveniles—implications and applications to formulated diets. *Aquaculture 200, P.P. 181–201*
- Korycki A. (1976).** Pikeperch (in polish). *PWiL. Warszawa, 164 p.*
- Kottelat M., Freyhof J. (2007).** Handbook of European freshwater fishes. *Publications Kottelat, Cornol and Freyhof, Berlin. 646 p.*

Křišť'an J., Alavi S-M-H., Stejskal V. (2013). Induction hormonale de l'ovulation chez le sandre (*Sander lucioperca* L.) en utilisant la gonadotrophine chorionique humaine (hCG) et l'analogue de la GnRH de mammifère. *Aquacult Int* 21, P.P. 811-818.

Kucharczyk D., Kestemont P., Mamcarz A. (2007). Artificial Reproduction of Pikeperch. *Polish Ministry of Science, Olsztyn, Poland.*

Kurata H. (1967). Note on the brine shrimp eggs (in japanese). *Aquaculture,- 14(4) : P.P. 205-219.*

Lacepède B-G-E. (1802). Histoire naturelle des poissons. v. 4: i-xliv + 1-728, Pl. 1-16.

Lahnsteiner F., Mansour N. (2012). The effect of temperature on sperm motility and enzymatic activity in brown trout *Salmo trutta*, burbot *Lota lota* and grayling *Thymallus thymallus*. *Journal of Fish Biology* 81: P.P. 197-209

Lamri L. (2012). Contribution à l'étude de la carpe, *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1785) : la systématique et quelques aspects de sa biologie. Mémoire de Magister. *Université des sciences et de la technologie Houari Boumedianne. Algérie. 90 p.*

Lappalainen J., Dörner H., Wysujack K. (2003). Reproduction biology of pikeperch (*Sander lucioperca* (L.)) - a review. *Ecol. Freshwat. Fish: 12: P.P. 95-106.*

Larsen L-K., Berg S. (2006). - Invasive Alien Species Fact Sheet - *Stizostedion lucioperca*. Online Database of the North European and Baltic Network on Invasive Alien Species – *NOBANIS*.

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.*

Legendre M., Linhart O., Billard R. (1996). Spawning and management of gametes, fertilized egg as and embryos. *In siluroidei-Aqua-Living Resour. P.P. 59-80.*

Lehtonen H., Toivonen J. (1987). Migration of pikeperch, *Stizosedion lucioperca* (L.), in different coastal waters in the Baltic Sea. *Finnish Fisheries Research* 7 :P.P. 24-30.

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.*

Ljunggren L. (2002). Growth response of pikeperch larvae in relation to body size and zooplankton abundance. *Journal of Fish Biology* 60: P.P. 405-414.

Ljubobratović U-G., Péter F., et al. (2020). Reproductive performance in virgin pikeperch (*Sander lucioperca* L.) females fed different dietary levels of arachidonic acid with respect to the duration of spawning induction. *Aquacult. Rep. In press.*

M'Hetli M. (2001). Le sandre *Stizostedion lucioperca* (Linnaeus, 1758) téléostéen Percidae. Poisson allochtone : étude biologique et essai d'optimisation des critères d'élevage. *Thèse de Doctorat en sciences biologiques, Université de Tunis, 173 p.*

Magnan D. (1999). Le sandre (*sander lucioperca* (L.)) : biologie, comportement et dynamique des populations en camargne. *France. 99 p.*

Maitland P-S. (2004). Keys to the freshwater fish of Britain and Ireland, with notes on their distribution and ecology. *Ambleside, Cumbria, UK: UK Freshwater Biological Association (FBA), 248 pp.*

Malinovskyi O-T., Policar S., et al. (2021). Boryshpolets Multiple sperm collection as an effective solution for gamete management in pikeperch (*Sander lucioperca*). *Aquaculture, 530, p. 735870,*

Meddour A., Rouabah A., et al. (2005). Experimentationsur la reproduction artificielle de *Sander lucioperca*, *hypophthalmichthys molitrix* et *Aristichthys nobilis* en Algérie. *Sciences & Technologie C : (23), 63 R 71.*

Micha J-C. (1974). La pisciculture africaine. Espèces actuelles.

Mugnier C-M., Guennoc E., et al. (2000). Induction and synchronisation of spawning in cultivated turbot (*Scophthalmus maximus* L.) broodstock by implantation of a sustained-release GnRH-a pellet. *Aquaculture, 181 (3-4), pp. 241-255.*

Mukai Y., Tuzan A-D., et al. (2008). Development of sensory organ in larvae of fishes. *Journal of Fish Biology* 73: 1648–1661.

Munilla M-R., Stark J-R. Barbour A. (1990). The role of exogenous enzymes in digestion in cultured turbot larvae (*Scophthalmus maximus* L.). *Aquaculture* 88, P.P. 337–350

Nelson J-S., Malinovskyi O., et al. (1994). Fishes of the word. Third edition. The substrate selection and spawning behavior of pikeperch *Sander lucioperca* L. Broodstock under pond conditions. *Aquac. Res.*, 49 (2018), pp. 3541-3547,

Olin M., Rask M., Ruuhjarvi J., et al. (2000). Fishcommunity structure in mesotrophic lakes of southern Finland: The relative abundances of percids and cyprinds along a trophic gradient. *J Fish Biol.* 60 : P.P. 593-612.

Olivier J-M., Schlumberger O. (2001). Le sandre *Stizostedion lucioperca* in Atlas des poissons d'eau douce de France. Paris, Patrimoines Naturels, 47, 387 p.

Palińska-Żarska K., Woźny M. (2020). Domestication process modifies digestion ability in larvae of Eurasian perch (*Perca fluviatilis*), a freshwater Teleostei. *Sci Rep* 10, 2211.

Pascal B-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 presegmented objects). Four object classes were selected. Washington, DC 736 pp.

Peter R-E., Trudeau V-L, Soley B-D. (1991). Régulation of reproduction in téléosts. *Bull. Inst. Zoo.* 16: P.P. 89-118.

Piper R-G., McElwain I.B., Orme L-E., et al. (1982). Fish Hatchery Management. United States Department of the Interior, Fish and Wildlife Service, Washington. ISBN 0- 913235-03-02, 517 pages.

Policar T-F., Schaefer J., et al. (2019). Recent progress in European percid fish culture production technology—tackling bottlenecks, 1151-1174, *Aquac. Int.* 27 pp.

Pollet M (1959). Poisson royal, le Sandre. Paris, 119p.

Poulet N. (2004). Le sandre (*Sander lucioperca* (L.)) : Biologie, comportement et dynamique des populations en Camargue (Bouches du Rhône, France). *Thèse de Doctorat, Université de Toulouse III Paul Sabatier*, 300 p.

Poulet N., Arzel C., Messad S., Lek S., Argillier C. (2005). Activité journalière du sandre adulte *Sander lucioperca* (L.) dans un canal de drainage du bassin méditerranéen au printemps. *Hydrobiologie*, 543: P.P. 79-90.

Ribeiro L., Zambonino I-J-L., Cahu C., Dinis M-T. (1999). Development of digestive enzymes in larvae of *Solea senegalensis*, Kaup 1858. *Aquaculture*.

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: P.P. 255-264.

Rizvanov R-A. (1970). The spawning biology of the lake ladoga pikeperch. *J ichtyol* 9 (4). P.P. 619-624.

Ronyai A. (2007). Induced out-of-season and seasonal tank spawning and stripping of pikeperch, (*Stizostedion lucioperca* L.). *Aquatcult. Res.*, 1-8.

Rothbard S., Yaron Z. (1995). Carps (Cyprinidae). In Brood stock Management, Egg, and Larval Quality. Bromage, N.R., Roberts, R. J., (eds), pp. 321–352. Oxford: Black well Science.

Schaerlinger B., Zarski D. (2015). Evaluation and improvements of egg and larval quality in percid fishes. Biology and culture of the percid fishes. Berlin: Springer Publishing Company.

Schlumberger O., Proteau J-P. (1996). Reproduction of pikeperch (*Stizostedion lucioperca*) in captivity. *Journal of Applied Ichthyology* 12 : P.P. 149-152.

Scott W-B. Crossman E-J. (1973). Freshwater fishes of Canada. *Bulletin 184. Fisheries Research Board of Canada*, 966 pp.

Sonesten L. (1991). The biology of pikeperch - a literature review. *Information från Sotvattenslaboratoriet Drottningholm 1*: P.P. 68-71.

Sorgeloos P. (1980). The use of the brineshrimp *Artemia* in aquaculture. The brineshrimp *Artemia*. Vol. 3. Ecology, Culturing, Use in aquaculture pp. 25-46.

Sorgeloos P., Persoone G., Bossuyt C., Bruggeman E. (1978). The use of artemia cysts in aquaculture. *The concept « Hatching efficiency » Description of a new method for cyst processing* 715-721. In: *Proc. 9 th. Ann. Meeting, W M S. Avault, J. W. Jr. (Ed). Louisiana. State University, Baton rouge, Louisiana, USA*, 870 pp.

Sosiński M. (2007). The application of Ovaprim in artificial reproduction of Pikeperch. *MSc thesis, UWM Olsztyn*, 30 p.

Steffens W., Geldhauser F., Gerstner P., Hilge V. (1996). Allemandes expériences dans la propagation et l'élevage des alevins de sandre (*stizostedion lucioperca*). *Ann. Zool. Fenn.*, 33: P.P. 627-634.

Szkudlarek M., Zekes Z. (1995). Pickeperch spawning in lake cages – a little Known method. *Komunikaty Rybackie. 5: P.P. 8-10. (In Polish).*

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

Tamas H-G., Horvath L., Istvan T. (1982). Reproduction et production de larves. *SzarvasInstitute, Hungary, 18p. (Document en hongrois).*

Tayler J., Bannikov A. (2002). A nezw genus and species of deep-bodied perciform fish (Teleostei) from the Eocene of onte Bolca, Italy, representing a new familly, the Zorzinichthyidae, related to the caproidand sorbinipercid-like clades. *Studi e ricerchesui giacimenti terziari di Bolca. 9. P.P. 23-35.*

Thiel R., Mehner T., Köpcke B., R. Kafemann. (1996). Diet niche relationship among early life stages of fish in German estuaries. *Mar. Freshwat. Res. 47:P.P. 123-136.*

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'UniversitéClaude Bernard Lyon I., 176 p.*

Toujani R., Missaoui H., Romdhane M.S. (2000). Cycle sexuel des femelles de sandre *Stizostedion lucioperca* (L., 1758) (Pisces, Percidae) dans la retenue du barrage de Sidi Salem (Tunisie). *Bull. Inst. Nat. des Sci. Tech. Mer. 27 :P.P. 85-96.*

Trabelsi Z-A. (2011). Effet intra-ponte du moment d'éclosion sur la morphologie, la croissance et l'efficience métabolique des larves de brochet *Esox lucius* et de carpe commune *Cyprinus carpio*. *Thèse de doctorat de l'Université de Henri Poincaré. 190 p.*

Tsai H-Y., Chang M-L-S., Abe G. (2013). Embryonic development of goldfish (*carassius auratus*): A model for the study of evolutionary change in developmental mechanisms by artificial selection. *Developmental dynamics, 242(11), pp. 1262-1283.*

Turki M., Ben Khemis I., Hamza N. (2009). Biogéographie biométrie et biologie de sandre of Tunisia, 2:529 p.

Uhland F-C., Péloquin R. (1997). Élevage des salmonidés, Fascicule 6 : Santé. *Gouvernement du Québec, Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, ISBN 2-551-17803-7, 115 pages.*

Van Densen W-L-T. (1985). Feeding behavior of major 0+ fish species in a shallow, eutrophic lake. (*Tjeukemeer, The Netherlands*). *Zeitschrift für angewandte Ichthyologie* 2:P.P. 49-70.

Vanhaecke P., Sorgeloos P. (1980). International Study on Artemia. XIV Growth and survival of Artemia larvae of different geographical origin in a standard culture test. *Mar. Ecol. Progr. Ser.*

Vehanen T., Hyvärinen P., Huusko A. (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): P.P. 15-22.

Viveen W-J-A-R., Richter C-J-J., et al. (1985). Practical manual for the culture of the African catfish (*Clarias gariepinus*). *The ether lands Ministry for Development Cooperation, Section for Research and Technology, 128p.*

Wang N., Teletchea F., et al. (2010). Photothermal control of the reproductive cycle in temperate fishes. *Reviews in Aquaculture* 2: 209-222.

Wedemeyer G-A. (2001). Fish hatchery management, second edition. *American Fisheries Society, Bethesda, Maryland, ISBN 1-888569-26-3, 733 pages.*

Welcomme R-L. (1988). International introductions of inland aquatic species. *FAO Fish.Tech. Pap.* 294. 318 p.

Wheeler A. (1992). A list of the common and scientific names of fishes of the British Isles. *J. Fish Biol.*, 41(1): 1-37.

Wojda R., Sliwinski J., Ciesla M. (1994a). Natural spawning of pick perch in carp ponds. *Komunikaty Rybackie*, 2: P.P. 13-16. (*In Polish*).

Wojda R., Sliwinski J., Ciesla M. (1994b). Results of studies on natural spawning in pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (L.). *Roczniki Naukowe PZW*, 7:P.P. 71-80.

- Wojnarovilh E., Horvath L. (1981).** La reproduction artificielle des poissons en eau chaude : manuelle de vulgarisation. *FAO ; Doc. Teh. Pêches 201. 191p*
- Zakes Z., Szczepkowski M. (2004).** Induction of out-of-season spawning of pikeperch, *Sander lucioperca* (L.). *Aquaculture Internationale*, 12, 11R18.
- Zakes Z., Demska-Zakes K. (2005).** Artificial spawning of pikeperch, (*Sander lucioperca* (L.)). Stimulated with human chorionic gonadotropin (hCG) and mammalian GnRH analogue with a dopamine inhibitor. *Pol. Fish.*, 13: P.P. 63-75.
- Zakes Z., Demska-Zakes K. (2009).** Controlled reproduction of pikeperch *Sander lucioperca* (L.): A review. *Archives of Polish Fisheries*, 17, 153R170.
- Żarski D., Kucharczyk D., Targonska K., et al. (2011).** A new classification of pre-ovulatory oocyte maturation stages in pikeperch, *Sander lucioperca* (L.), and its application during artificial reproduction. *Aquaculture research*. 43: P.P. 713-721.
- Żarski D., Krejszeff S., Horváth A., et al. (2012).** Dynamics of composition and morphology in oocytes of Eurasian perch, *Perca fluviatilis* L., during induced spawning. *Aquaculture*. 364–365:P.P. 103–10.
- Żarski D., Horvath J-A., Held D., Kucharczyk D. (2015).** Artificial reproduction of percid fishes. *Kestemont, K. Dąbrowski, R.C. Summerfelt (Eds.), Biol. Cult. Percid fishes, Springer Netherlands, Dordrecht, pp. 123-161*
- Żarski D., Horváth Á., et al. (2017).** Collection of gametes Controlled Reproduction of Wild Eurasian Perch, *Springer, Cham, pp. 41-51,*
- Żarski D., Fontaine P., et al. (2019).** Time of response to hormonal treatment but not the type of a spawning agent affects.
- Żarski D., Ben Ammar G., Bernáth S., et al. (2020).** Repeated hormonal induction of spermiation affects the stress but not the immune response in pikeperch (*Sander lucioperca*). *Fish and Shellfish Immunology*, 101, pp. 143-151. Reproductive effectiveness in domesticated pikeperch, *Sander lucioperca*. *Aquaculture*, 503 (2019), pp. 527-536
- 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.
- Zohar Y., et Mylonas C-C. (2001).** Endocrine manipulations of sparing in cultured fish: from hormones to genes. *Aquaculture* 197:99–136.

Annexes

Annexe A

Tableau 1 : Dose des injections hormonales des géniteurs du sandre *Sander lucioperca*

Géniteur	Sexe	Poids (g)	Taille (cm)	Dose (ml)	Bassin
1	Femelle	2000	60	2	1
2	Femelle	660	41,5	0,6	1
3	Femelle	950	47	1	2
4	Femelle	540	39	0,6	2
5	Femelle	530	38	0,6	3
6	Femelle	670	41,5	0,7	3
7	Femelle	600	40	0,6	4
8	Femelle	670	42,5	0,7	4
9	Mâle	700	43	0,7	1
10	Mâle	670	43,4	0,7	2
11	Mâle	1000	49	1	3
12	Mâle	1000	49	1	4

Annexe B

Tableau 2 : Suivi journalier de la température de l'eau (°C) du premier bassin (B1)

Heure Date	00 :00	02 :00	04 :00	06 :00	08 :00	10 :00	12 :00	14 :00	16 :00	18 :00	20 :00	22 :00
J1										12,40	12,90	13,06
J2	13	12,5	12,6	13,1	13,5	13,70	15	15,27	16,55	17,90	16,85	17,5
J3	16,89	16,92	16,7	16,58	16,71	16,75	17,26	18,5	17,44	16,67	15,88	15,30
J3	15,2	15,5	15,4	15,15	15,40	15,80	16,7	17,95	18,89	17,37	17,60	17,65
J4	17,95	17,60	17,7	17,6	17,80	17,92	18,35	18,43				

Tableau 3 : Suivi journalier de la température de l'eau (°C) du deuxième bassin (B2)

Heure Date	00 :00	02 :00	04 :00	06 :00	08 :00	10 :00	12 :00	14 :00	16 :00	18 :00	20 :00	22 :00
J1										12,88	13,01	13,30
J2	13,22	13,05	13,18	13,90	14,25	14,57	15,55	15,53	16,64	17,60	17,21	17,48
J3	16,31	17,32	17,30	17,13	17,20	17,14	17,54	17,12	16,33	17,40	17,40	17,5
J4	17,5	17,4	17,25	16,95	17,13	17,27	18	17,97	16,33	16,60	16,70	16,65
J5	16,7	16,6	18,5	17,1	16,36	16,19	16,47	16,43				

Tableau 4 : Suivi journalier de la température de l'eau (°C) du troisième bassin (B3)

Heure Date	00 :00	02 :00	04 :00	06 :00	08 :00	10 :00	12 :00	14 :00	16 :00	18 :00	20 :00	22 :00
J1										12,42	12,93	13,60
J2	13,48	12,98	13,10	13,86	14,45	14,75	15,94	15,95	17,50	18,20	17,47	17,85
J3	17,86	17,98	17,92	17,85	18,06	18,06	18,43	18,80	17,44	18	18,30	18,40
J4	18,50	18,30	18,50	18,34	18,44	18,62	19,4	18,81	16,75	17,54	18,22	18,60
J5	19	19,8	18,50	18,1	18,20	17,84	17,98	17,73				

Tableau 5 : Suivi journalier de la température de l'eau (°C) du quatrième bassin (B4)

Heure Date	00 :00	02 :00	04 :00	06 :00	08 :00	10 :00	12 :00	14 :00	16 :00	18 :00	20 :00	22 :00
J1										13,26	13,80	14,00
J2	13,95	13,5	13,68	14,01	14,29	14,57	15,6	15,57	16,64	17,59	17,08	17,17
J3	16,97	16,94	16,73	16,54	16,54	16,38	16,20	16,33	16,88	17,15	17,30	17,10
J4	17	16,8	16,67	16,30	16,30	16,46	17,25	17,94	16,82	17,31	17,46	17,80
J5	17,9	17,77	16,20	17,30	17,80	17,62	17,99	17,91				

Tableau 6 : Suivi journalier moyen de la température l'eau (°C) au niveau des quatre bassins

Bassins Jours	B1	B2	B3	B4
J1	12,79	13,06	12,98	13,69
J2	14,79	15,18	15,63	15,30
J3	16,8	17,14	18,09	16,76
J4	16,55	17,15	18,34	17,01
J5	17,92	16,79	18,39	17,56

Annexe C :

Tableau 7 : Suivi journalier de l'oxygène dissous de l'eau (mg/l) du premier bassin (B1)

Heure Date	00 :00	02 :00	04 :00	06 :00	08 :00	10 :00	12 :00	14 :00	16 :00	18 :00	20 :00	22 :00
J1										6,9	6,5	6,3
J2	6,6	6,6	6,5	6,2	6,3	6,1	6,1	6,3	6,6	6,2	6,2	5,6
J3	6	5,9	6,1	6	6,1	5,6	5,6	4,9	5,1	5	4,9	5,1
J4	5,7	5,2	5,5	5,6	5,6	5,5	5,1	5,1	4,8	4,9	5,1	5,3
J5	5,2	5,6	5,5	5	5,1	5,2	5,2	5,1				

Tableau 8 : Suivi journalier de l'oxygène dissous de l'eau (mg/l) du deuxième bassin (B2)

Heure Date	00 :00	02 :00	04 :00	06 :00	08 :00	10 :00	12 :00	14 :00	16 :00	18 :00	20 :00	22 :00
J1										6,6	6,5	6,5
J2	6,5	6,3	6,3	6,2	6,5	6,5	6,3	6,5	6,8	6,5	6,2	6
J3	6,2	6,2	6,1	6,2	6,4	6,1	6,1	6,5	6,7	5,6	5,7	5,8
J4	5,9	5,8	5,7	5,7	5,8	5,6	5,4	5,7	5,6	5,7	5,6	5,6
J5	5,5	5,6	5,5	5,4	5,6	5,6	5,6	5,6				

Tableau 9 : Suivi journalier de l'oxygène dissous de l'eau (mg/l) du deuxième troisième (B3)

Heure Date	00 :00	02 :00	04 :00	06 :00	08 :00	10 :00	12 :00	14 :00	16 :00	18 :00	20 :00	22 :00
J1										6,8	6,6	6,5
J2	6,5	6,3	6,4	6,2	6,4	6,3	6,1	6	6,3	6,2	6,1	5,7
J3	5,5	5,7	5,9	5,9	5,9	5,2	4,6	5	4,6	4,2	4,6	4,4
J4	4,5	4,9	4,3	4,4	4,5	4,6	4,4	4,8	5	4,8	4,8	4,8
J5	4,8	5,1	5,4	5,1	5	5,1	5	5,2				

Tableau 10 : Suivi journalier de l'oxygène dissous de l'eau (mg/l) du quatrième bassin (B4)

Heure Date	00 :00	02 :00	04 :00	06 :00	08 :00	10 :00	12 :00	14 :00	16 :00	18 :00	20 :00	22 :00
J1										6,9	6,8	6,6
J2	6,3	6,3	6,4	6,1	6,2	6,1	6	6,63	6,3	6,2	6	5,8
J3	6,7	6,6	6,6	6,7	6,6	6,7	6,5	6,3	6,3	5,6	5,2	4,8
J4	4,7	4,7	4,6	4,7	4,8	4,7	4,5	4,9	4,9	5	4,7	5,6
J5	4,5	4,6	4,6	4,8	4,7	5	4,9	5				

Tableau 11 : Suivi journalier moyen de l'oxygène dissous de l'eau (mg/l) au niveau des quatre bassins

Bassins Jours	B1	B2	B3	B4
J1	6,57	6,53	6,63	6,77
J2	6,28	6,38	6,21	6,19
J3	5,53	6,13	5,13	6,22
J4	5,28	6,68	4,65	4,81
J5	5,24	5,55	5,09	4,76

Annexe D

Tableau 12 : Suivi journalier moyen de la température l'eau (°C) des aquariums des larves

Aquarium \ Jours	A1	A2	A3	A4
J1	17,99	18,65	17,98	18,56
J2	18,48	18,74	18,32	18,57
J3	18,64	18,84	18,33	18,88
J4	18,84	18,9	18,79	19,21
J5	19,03	18,69	18,59	19,02
J6	18,76	19	18,96	18,42
J7	18,65	19,12	19,26	18,34
J8	18,61	19,40	18,84	18,28
J9	19,15	19,25	18,53	18,09
J10	20,24	20,02	19,67	19,63
J11	18,18	18,87	18,32	17,58
J12	18,72	17,67	18	17,08

Tableau 13 : Suivi journalier moyen de l'oxygène dissous l'eau (mg/l) des aquariums des larves

Aquarium \ Jours	A1	A2	A3	A4
J1	6,35	6,3	6,4	6,3
J2	6,3	6,35	6,4	6,3
J3	6,35	6,2	6,35	6,25
J4	6,35	6,15	6,35	6,15
J5	6,25	6,3	6,25	6,15
J6	6,2	6,25	6,15	6,25
J7	6,2	6,15	6,1	6,25
J8	6,15	6,1	6,25	6,25
J9	6,2	6,15	6,3	6,4
J10	5,95	6	6,05	6,25
J11	6,35	6,2	6,3	6,4
J12	6,5	6,4	6,35	6,55

Annexe E

Tableau 14 : Evolution en taille des larves de *Sander lucioperca*

Jours	J1	J2	J3	J4	J5	J6
Taille (μm)	3639,68	3904,21	4169,10	4203,55	4471,15	4502,89

Jours	J7	J8	J9	J10	J11	J12
Taille (μm)	4608,35	4671,19	4802,24	4834,41	4954,36	5020,42

Tableau 15 : Mortalités journalière des larves du sandre *Sander lucioperca*

Aquarium Jours	A1	A2	A3	A4
J1	17	15	10	19
J2	18	13	12	17
J3	16	12	10	15
J4	19	20	8	10
J5	42	56	15	12
J6	35	36	11	20
J7	4	10	6	10
J8	10	6	6	10
J9	5	5	4	11
J10	6	6	8	10
J11	6	7	12	30
J12	2	1	1	20
Total	180	187	103	184

Tableau 16 : Taux journalier de mortalité des larves dans chaque aquarium

Aquariums Jours	A1	A2	A3	A4
J1	9,44	8,02	9,71	10,33
J2	10	6,95	11,65	9,24
J3	8,89	6,42	9,71	8,15
J4	10,56	10,7	7,77	5,43
J5	23,33	29,95	14,56	6,52
J6	19,44	19,25	10,68	10,87
J7	2,22	5,35	5,83	5,43
J8	5,56	3,21	5,83	5,43
J9	2,78	2,67	3,88	5,98
J10	3,33	3,21	7,77	5,43
J11	3,33	3,74	11,65	16,3
J12	1,11	0,53	0,98	10,87

Annexe F

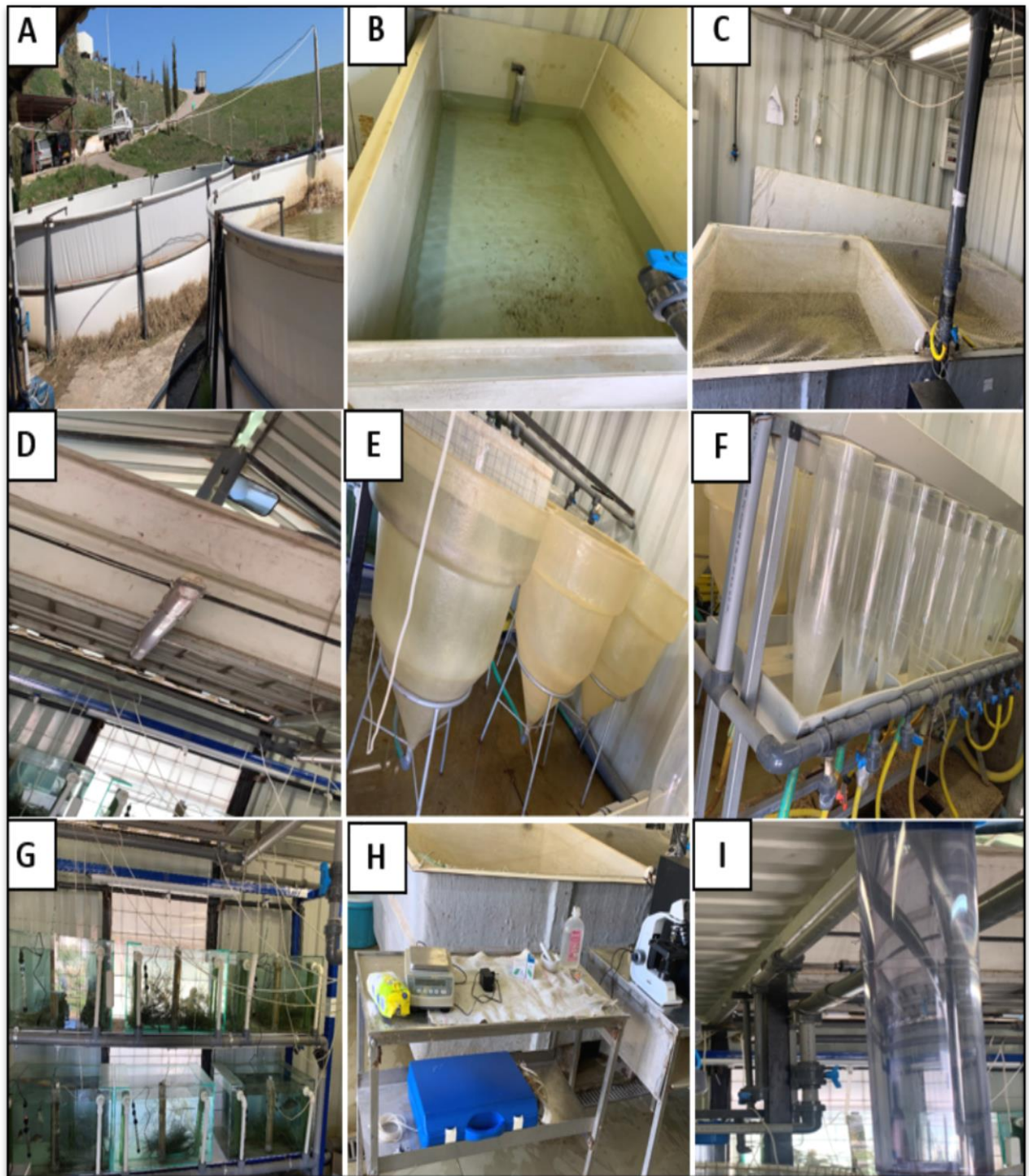


Figure 1 : Les composants de l'écluserie d'El-Oroucia ; (A) : Bassin externe cylindrique ; (B) : Bassin rectangulaire interne de stabulation ; (C) : Bassin carré interne de stabulation ; (D) : Bassin rectangulaire réservoir ; (E) : Incubateurs ; (F) : Bouteille de Zoug ; (G) : Aquarium ; (H) : Matériels pour la reproduction ; (I) : Aérateur (Original, 2021)

الملخص

الهدف من هذا العمل هو إتقان تقنية التكاثر الشبه اصطناعي لسماك السندر، ولقد أجريت هذه الدراسة على مستوى المفرخة الأوريسية بولاية سطيف على 12 عينة تم صيدها في سد الزايري بالمنطقة.

تتم هذه التجربة بالحث الهرموني (الغدد التناسلية المشيمائية البشرية)، مع استجابة 100٪ للحقن. حيث بلغت نسبة الفقس 80٪ بعد 86 ساعة إلى 96 ساعة من الحضانة.

بعد تربية البرقات لمدة 12 يوماً والتي تميزت بوجود 2423 يرقة ومعدل نفوق منخفض بلغ 26,99٪، تم توزيعهم على مستوى السد بالمنطقة (الزايري).

الكلمات المفتاحية: التكاثر الشبه اصطناعي ; المفرخة الأوريسية ; سد الزايري ; الغدد التناسلية المشيمائية البشري ; تربية البرقات.

Résumé

L'objectif de ce travail est de maîtriser les techniques de la reproduction semi-contrôlée et l'élevage larvaire chez le sandre *Sander lucioperca*. La présente étude a été réalisée au niveau de la station d'EL-Ouricia (CNRDPA, Sétif), sur un lot de 16 géniteurs pêchés au niveau de la retenue collinaire de Zairi à Sétif.

L'expérience de la reproduction se fait par une stimulation hormonale (gonadotrophine chorionique humaine "HCG"), avec une réponse de 100% à l'injection. Le taux de l'éclosion est de 80% après 86H à 96H d'incubation.

Après un élevage larvaire de 12 jours, qui s'est caractérisé par 2423 larves et par un faible taux de mortalité de 26,99%. Les larves sont déversées dans le barrage de la région 'Zairi'.

Mot clés : *Sander lucioperca* ; Reproduction semi-contrôlée ; Station d'EL-Ouricia ; Retenue collinaire de Zairi ; HCG ; élevage larvaire.

Abstract

The objective of this work is to master the techniques of semi-controlled reproduction and larval rearing in pike-perch (*Sander lucioperca*). The present study was carried out at the EL-Ouricia station (CNRDPA, Sétif), on a batch of 16 spawners caught at the Zairi hill reservoir in Sétif.

The reproductive experience is through hormonal stimulation (human chorionic gonadotropin "HCG"), with a 100% response to injection. The hatch rate is 80% after 86 to 96 hours of incubation.

After a 12-day larval rearing, which was characterized by 2423 larvae and a low mortality rate of 26,99%. The larvae are distributed to populate the dam in the region (Zairi).

Keywords : *Sander lucioperca* ; Semi-controlled reproduction ; EL-Ouricia station ; Zairi hill reservoir ; HCG ; larval rearing.