

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEINGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

المعهد الوطني لعلوم البحر و تهيئة الساحل

INSTITUT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AMENAGEMENT DU LITTORAL



MEMOIRE EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME
D'INGENIEUR D'ETAT EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : Aquaculture

**Premières expérimentations en Algérie sur la reproduction
naturelle contrôlée du Black-bass *Micropterus salmoides*
(Pisces, Centrarchidae).**

**Essai de reproduction du sandre *Lucioperca lucioperca*
(Pisces, Percidae)**

Présenté par :

BENHADDAD Asma

et

GHEZAL Mohamed Amine

Soutenu le 17 juillet 2007 devant la commission d'examen formée de:

Mr SEFIANE	O.	Chargé de cours	ISMAL	Président
Mr LOURGUIOUI	H.	Maître Assistant	ISMAL	Examineur
Mr BOUAZIZ	A.	Maître de Conférence	Université d'Alger	Examineur
Mr ZOUAKH	D.E.	Chargé de cours	I.S.M.A.L.	Rapporteur

*** PROMOTION : 2006/2007 ***

REMERCIEMENTS

Il est très utile et commun de rappeler qu'un mémoire n'est pas seulement le fruit de ses auteurs mais de nombreuses personnes qui ont collaboré à son exécution.

Notre travail ne faisant pas exception à la règle, nous nous devons de remercier tous ceux qui ont contribué à son élaboration et qui nous ont encadré pendant toute la durée de nos recherches plus particulièrement à :

Monsieur D. E. ZOVARH qui nous a proposé ce sujet et dirigé le travail jusqu'à son terme,

Monsieur O. SEFIANE qui a bien voulu présider ce jury,

Monsieur H. LOURGVIOUI pour avoir accepté d'examiner notre travail,

Monsieur A. BOVAZIZ qui nous fait l'honneur de participer à ce jury et de porter son appréciation,

Nos chers enseignants,

Tout le corps administratif de l'ISMA L avec lequel nous avons pris beaucoup de plaisir à travailler et qui nous ont apporté une aide précieuse au cours de cette expérimentation.

Nous remercions également nos chers parents qui nous ont accordé leur soutien et leur compréhension et sans lesquels nous ne serions pas devant vous aujourd'hui.

Sans oublier nos familles respectives :

BENHADDAD, GHEZAL, TERBAOUI et BOUKOFFTANE.

Et pour finir, ce travail est dédié à tous ceux qui nous ont soutenu et encouragé et qui croient en nos capacités et pensent que le savoir n'a pas de limites.

DEDICACE

Nous avons l'immense joie et fierté d'offrir ce précieux travail à nos chers parents respectifs que nous aimons énormément, à chacun de nos frères et sœurs comme suit :

A mon frère médecin Sofiane, à ma tendre sœur Sarah ainsi que mon petit frère Walid que je remercie plus particulièrement.

A mes deux chères sœurs Maya et Lyhia, son mari et ma petite nièce adorée Fella, Mes frères Adlane et Ryad ainsi que leurs femmes sans oublier nos trois grands-mères.

Enfin je te remercie toi mon binôme et ami Amine qui ma soutenu et accompagné tout au long de cette expérience.

Et moi également je te remercie toi mon binôme et amie Asma qui m'a aidé, qui m'a écouté et qui m'a encouragé pendant toute la durée de nos recherches.

SOMMAIRE

Introduction et historique	1
----------------------------	---

Chapitre I GENERALITES

I. Quelques rappels concernant le Sandre et le Black-bass à grande bouche	3
1. Position systématique et nomenclature	3
1.1. Systématique	3
1.2. Nomenclature	3
2 Répartition géographique dans le monde	4
3 Localisation en Algérie	4
II. Ecologie des espèces	6
1 Description des biotopes	6
2 Régime alimentaire	6
III. Biologie des espèces	7
1. Description morphologique	7
2. Croissance	8
3. Reproduction	9
3.1. Maturité sexuelle	11
3.2. Saison de reproduction	11
3.3. Développement des produits sexuels	12

Chapitre II MILIEU PROSPECTE

I. Description des sites	13
1. Barrage de Bou Hanifia (Mascara)	13
1.1. Aperçu historique et situation géographique	13
1.2. Climatologie	14
1.3. Faune et flore	14
II. Facteurs abiotiques	16
1. Paramètres physiques	16
1.1. Température	16
1.2. Potentiel hydrogène	16
1.3. Salinité	16
1.4. Conductivité	16
1.5. Matières en suspension	16
2 Paramètres chimiques	16
2.1 Oxygène dissous	16
2.2. Sels nutritifs	16
2.2.1 Nitrites	16
2.2.2 Nitrates	16
2.2.3 Phosphore	17
3. Résultats et discussion	17
3.1 Température, pH, Salinité et oxygène dissous	17
3.2 Nitrites	18
3.3 Nitrates	19
3.4 Phosphore	20
3.4 Matières en suspensions	21

III. Facteurs biotiques	22
1. Détermination du zooplancton	22

Chapitre III

EXPERIMENTATION

1. Méthodes	23
2. Matériel de pêche	23
2.1. Filet maillant	23
2.2. Embarcation motorisée	25
2.3. Vivier	25
2.4. Véhicules	25
3. Matériel biologique	25
3.1. Capturabilité et mortalité des géniteurs	26
3.2. Traitement et adaptation des géniteurs	27
3.2.1. Traitement sanitaire	27
3.2.2. Adaptation en bassin	27
3.2.3. Matériel, produits et accessoires utilisés	28
3.2.4. Alimentation	30
3.3. Technique de marquage, mesurage et pesage des géniteurs	30
3.3.1. Marquage	30
3.3.2. Pesage et mesurage	30
3.4. Reproduction	32
3.4.1. Sélection des géniteurs	32
3.4.2. Reproduction naturelle aménagée du Black-bass	32
3.4.3. Hypophysation	33
3.4.4. Reproduction induite du Sandre	34
3.4.5. Reproduction induite du Black-bass	36
3.5. Fécondation et incubation des œufs du Black-bass	37
3.6. Éclosion des œufs du Black-bass	37
3.7. Alevinage du Black-bass	38
3.7.1. Méthode	38
3.7.2. Alimentation	40
3.7.3. Culture du plancton	40

Chapitre IV

RESULTATS ET DISCUSSION

1. Reproduction	42
2. Croissance	45
3. Mortalité	47
Conclusion	49
Références bibliographiques	51
Liste des tableaux	52
Liste des figures	53
Annexe	56

GLOSSAIRE

<u>Adhésifs</u>	: Attaches
<u>Ballastières</u>	: Pièce d'eau artificielle créée après extraction du gravier et de sable.
<u>Brème</u>	: Poisson d'eau douce
<u>Capillaires</u>	: Ramifications des artères et des veines.
<u>Follicule</u>	: Ce follicule, qui a pour fonction de nourrir et de protéger l'ovule au cours de son développement, finit par donner naissance à une double assise de cellules.
<u>Eurytherme</u>	: Se dit d'une espèce supportant de grandes variations de température.
<u>Grégaire</u>	: Se dit des animaux qui vivent en troupes.
<u>Ichtyologique</u>	: Relatif à ichtyologie; partie de la zoologie qui traite des poissons. Elle aborde la classification (taxinomie), l'anatomie et les mœurs.
<u>Ichtyophage</u>	: Qui se nourrit de poissons.
<u>Lombrics</u>	: Vers de terre.
<u>Micropyle</u>	: Orifice microscopique percé dans la membrane de l'ovule (pour permettre la pénétration du spermatozoïde lors de la fécondation).
<u>Nénuphars</u>	: Genre de Nymphéacées aquatiques.
<u>Omnivore</u>	: Qui se nourrit d'animaux et de végétaux.
<u>Piscivore</u>	: Qui se nourrit de poissons.
<u>Pituitaire</u>	: Hypophysaire.
<u>Retenues collinaires</u>	:
<u>Rotengles</u>	: Poisson téléostéen des lacs de l'Europe occidentale et de la Russie, appelé aussi gardon rouge, aux yeux et aux nageoires rouges.
<u>Sédentaire</u>	: Qui sort peu de chez soi.
<u>Sinus</u>	: Nom de diverses cavités irrégulières du corps.
<u>Thalweg</u>	: Ligne joignant les points les plus bas du fond d'une vallée.
<u>Trophique</u>	: Relatif à la nutrition.

LISTE DES ABREVIATIONS

<u>ANSA</u>	: Agence de le Nouvelle Sidi Abd elah.
<u>BB</u>	: Bassin du Black-bass à grande bouche.
<u>Bc</u>	: Blanc des cuves.
<u>Br</u>	: Blanc des réactifs.
<u>Bt</u>	: Absorbance de l'échantillon non traité.
<u>Actr</u>	: Absorbance de l'échantillon traité.
<u>BR</u>	: Bassin à Reproducteur du Sandre et du black-bass à grande bouche.
<u>BS</u>	: Bassin du Sandre.
<u>CD</u>	: Conductivité.
<u>CENEAP</u>	: Centre National d'Etudes et d'Analyses pour la Planification.
<u>CNDPA</u>	: Centre National de Documentation de la Pêche et de l'Aquaculture.
<u>G</u>	: Grossissement.
<u>Gn</u>	: Hormone gonadotrope.
<u>Gn-RF</u>	: Gonadotropine-Releasing Hormone.
<u>HCG</u>	: Gonadotrophine humaine.
<u>ha</u>	: hectare.
<u>ITPA</u>	: Institut de la Technologie des Pêches et de l'Aquaculture.
<u>LH-RHa</u>	: Luteinising Hormone-Releasing Hormone analog.
<u>Lt</u>	: Longueur totale.
<u>M</u>	: Million.
<u>MES</u>	: Matières En Suspension.
<u>ONDPA</u>	: Office National de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture.
<u>ONM</u>	: Office National de la Météorologie.
<u>PPM</u>	: Particule pour million.
<u>PVC</u>	: Polychlorure de Vinyle.
<u>RNA</u>	: Reproduction Naturelle Aménagée.
<u>RW</u>	: Race Way
<u>Tec et Doc</u>	: Technique et Documentation.
<u>USTHB</u>	: Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene.
<u>W</u>	: Wilaya

Introduction et historique

Les différents écosystèmes aquatiques continentaux dont dispose l'Algérie peuvent être utilisés pour le développement de la pisciculture et de la pêche continentale à l'instar des ressources biologiques marines algériennes. Malgré la disponibilité de ces ressources biologiques, elles nécessitent cependant, une valorisation et une préservation de façon à assurer une exploitation pérenne et un développement harmonieux pour une disponibilité continue et pour la participation à la sécurité alimentaire et au développement économique et social du pays.

Plusieurs études ont été réalisées par différentes institutions universitaires nationales sur ces hydrosystèmes algériens en particulier sur les lacs de réservoirs (barrages) dans le but de connaître leur état écologique et leur potentiel aquacole.

Les premiers peuplements en sandre *L. lucioperca* au niveau de plusieurs barrages et lacs algériens datent de 1985. Depuis, plusieurs opérations de repeuplement par cette espèce ont été effectuées sur la base d'importations d'alevins.

Les seuls travaux réalisés en Algérie sur ce poisson se résument à une investigation de la parasitofaune (Meddour, 1988) ou à de rares expérimentations de reproduction artificielle par induction hormonale (Khatal et Remili, 1992 ; Meddour et *al.*, 2000 ; Meddour et *al.*, 2005 ; Rouabah et *al.*, 2006).

Concernant le black-bass *Micropterus salmoides*, à notre connaissance, il n'a fait l'objet d'aucune étude scientifique en Algérie. C'est pourquoi, nous avons voulu lancer un programme de recherche visant la reproduction et l'élevage dans les conditions artificielles de cette espèce carnassière en exposant les données de base pour permettre :

- ✦ une bonne connaissance des deux espèces (Sandre et Black-bass) encore mal connues dans notre pays ; sur le plan morphologique, génétique, physiologique et comportemental ;
- ✦ une connaissance des cycles biologique et sexuel de ces espèces ;
- ✦ une bonne compréhension des facteurs intervenant dans leur reproduction ;
- ✦ ou au contraire, les agents qui inhibent la reproduction ;
- ✦ de revoir les techniques de reproduction par les traitements hormonaux ;
- ✦ de déterminer avec exactitude la période de ponte, d'évaluer le nombre et la qualité des œufs, d'estimer le taux d'éclosion et de maîtriser l'élevage larvaire ;
- ✦ et de là, discuter les manières de mise au point d'un procédé d'action et améliorer les techniques en utilisant les moyens plus efficaces et les plus fiables pour l'aboutissement à la reproduction induite par hypophysation.

Nous espérons que notre démarche sera l'exorde d'une longue série de recherches visant l'établissement de nouvelles perspectives avec une meilleure collaboration sur le plan technique et administratif avec les organismes concernés.

Plusieurs opérations de peuplement et de repeuplement ont été effectuées (**tab.1**) après l'importation d'alevins de l'étranger (Hongrie) (Meddour *et al.*, 2005) ou ceux issus d'une reproduction naturelle contrôlée dans le but de valoriser les plans d'eau continentaux.

Tableau 1 : Historique des opérations de peuplement et de repeuplement **ichtyologiques** du Sandre et du Black-bass (alevins ou géniteurs) en Algérie de 1982 à 2006 (Meddour *et al.*, 2005) et (CENEAP, 2006)

Nom de l'espèce	Lieu de déversement	Année	Wilaya	Quantité
Black-bass à grande bouche	Barrage de Beni Bahdel	1982	Tlemcen	2000
Black-bass à grande bouche	Barrage de Boukhafa	1982	Tizi Ouzou	500
Black-bass à grande bouche	Barrage Meffrough	1985	Tlemcen	?
Black-bass à grande bouche	Barrage BouHnifia	1985	Mascara	?
Black-bass à grande bouche	Barrage Sarno	1985	Oran	?
Sandre	Lac Oubeira	1985	El Tarf	1.000.000
Sandre	Barrage de Cheffia			500.000
Sandre	Barrage de Zardezas	1985	Skikda	1.500.000
Sandre Black-bass à grande bouche	Retenue collinaire de Naceria	1985	Boumerdes	30 *
Sandre	Retenue collinaire de Cap Djinet			1.500.000
Sandre	Barrage de Ghrib	1985	Ain Defla	30 *
Sandre	Retenue colli. de Draâ El Mizan	1986	Tizi Ouzou	500.000
Sandre	Barrage de Harriza	1988	Ain Defla	?
Sandre	Barrage de Boukourdane Barrage Meurad	2004	Tipaza	2000
Sandre	Barrage Moustakbel			8400
Sandre	Ferme Bessami	2004	Ain Defla	600
Sandre	Barrage de Sidi M'hamed Ben Ali	2005	Sidi Bel Abbes	400
Sandre	Réserve de chasse de Zéralda	2005	Alger	200
Sandre	ANSA	2005	Alger	100
Sandre	Barrage Meurad	2005	Tipaza	100
Sandre	Etang artificiel du CNDPA	2005	Alger	100 + 200
Sandre	Barrage Harriza	2006	Ain Defla	13 *

* Nombre de géniteurs

Chapitre I

GENERALITES

I. Quelques rappels concernant le sandre et le Black-bass à grande bouche

1. Position systématique et nomenclature

1.1. Systématique

	Sandre	Black-bass
Règne	Animalia	Animalia
Embranchement	Chordata	Chordata
Super-classe	Osteichthyes	Osteichthyes
Classe	Actinopterygii	Actinopterygii
Sous classe	Neopterygii	Neopterygii
Infra-classe	Teleostei	Teleostei
Super-ordre	Acanthopterygii	Acanthopterygii
Ordre	Perciforme	Perciforme
Sous ordre	Percoidei	Percoidei
Famille	Percidae	Centrarchidae
Genre	<i>Lucioperca</i>	<i>Micropterus</i>
Espèce	<i>L. lucioperca</i> (L. 1758)	<i>M. salmoides</i> (L. 1802)

1.2. Nomenclature

• Le Sandre

Le mot « Sandre » dérive du nom allemand « Zander » lui-même dérivant du mot « zahn » qui signifie « dent » faisant probablement référence aux deux paires de canines proéminentes chez ce poisson (Pollet *in* Poulet, 2004).

Noms vernaculaires (Bruslé & Quignard, 2001).

Français	Sandre ou Perche-brochet
Anglais	Pike perch
Allemand	Zander
Italien	Sandra

Nom latin

Lucioperca lucioperca (L. 1758), synonyme de *Sander lucioperca*, *Stizostedion lucioperca* (L. 1758) (« *Lucio* » évoque le Brochet et « *perca* » la Perche) (Bruslé et Quignard, 2001).

En conclusion, a été adopté, le nom latin de *Lucioperca lucioperca* et pour le français, le nom masculin de Sandre. Les dictionnaires Littré et Robert indiquent le Sandre comme substantif masculin, tandis que Larousse prescrit le féminin (Goubier, 1975). Cependant, nous avons constaté que les dictionnaires Larousse actuels le prescrivent au masculin ou au féminin.

- **Le Black-bass à grande bouche** (Bruslé & Quignard, 2001)

Noms vernaculaires

Français	Black-bass à grande bouche, perche truitee, perche d'Amérique ou perche noire
Anglais	Largemouth Bass.
Allemand	Schwatzbarsch.
Italien	Percicotrota.
Canada	Achigan (poisson qui saute).

Nom latin

Micropterus salmoïdes (L, 1802) (« *salmoïdes* » par allusion au genre « *salmo* » en raison de sa grande bouche, soit une morphologie de Perche truitee).

2. Répartition géographique dans le monde

- **Le Sandre**

Le sandre est natif de l'Europe centrale et orientale. Il s'est progressivement étendu, par la suite, vers le nord et vers l'ouest de l'Europe (Bruslé & Quignard, 2001) et aurait, ultérieurement, colonisé l'Amérique du nord (Billington & al., in Bruslé & Quignard, 2001).

Il a été introduit à des fins halieutiques et récréatives en diverses régions de l'Europe occidentale, au Danemark (Jepsen & al., in Bruslé & Quignard, 2001), dans les pays du Maghreb comme la Tunisie (Toujani, in Bruslé & Quignard, 2001), le Maroc (Bruslé & Quignard, 2001) et en Algérie (CENEAP, 2005).

- **Le Black-bass à grande bouche**

D'après Bruslé & Quignard (2001) ; le Black-bass est originaire d'Amérique du nord. Il est devenu, avec la Carpe, l'un des poissons les plus répandus dans le monde à la suite d'introductions réalisées en Europe : France, Grande-Bretagne, Pays-Bas, Allemagne et Espagne ainsi qu'en Afrique du nord comme le Maroc et l'Algérie.

3. Localisation en Algérie

Le Sandre (*Lucioperca lucioperca*) et le Black-bass à grande bouche (*Micropterus salmoïdes*) sont relativement nouveaux en Algérie, ils auraient été implantés éventuellement, dans des barrages, lacs et retenues collinaires (tab. 1). L'introduction de ces deux espèces remonte à 1985 (Meddour et al., 2005).

Nous avons établi en figure 1 l'aire de répartition géographique de ces deux espèces en Algérie.

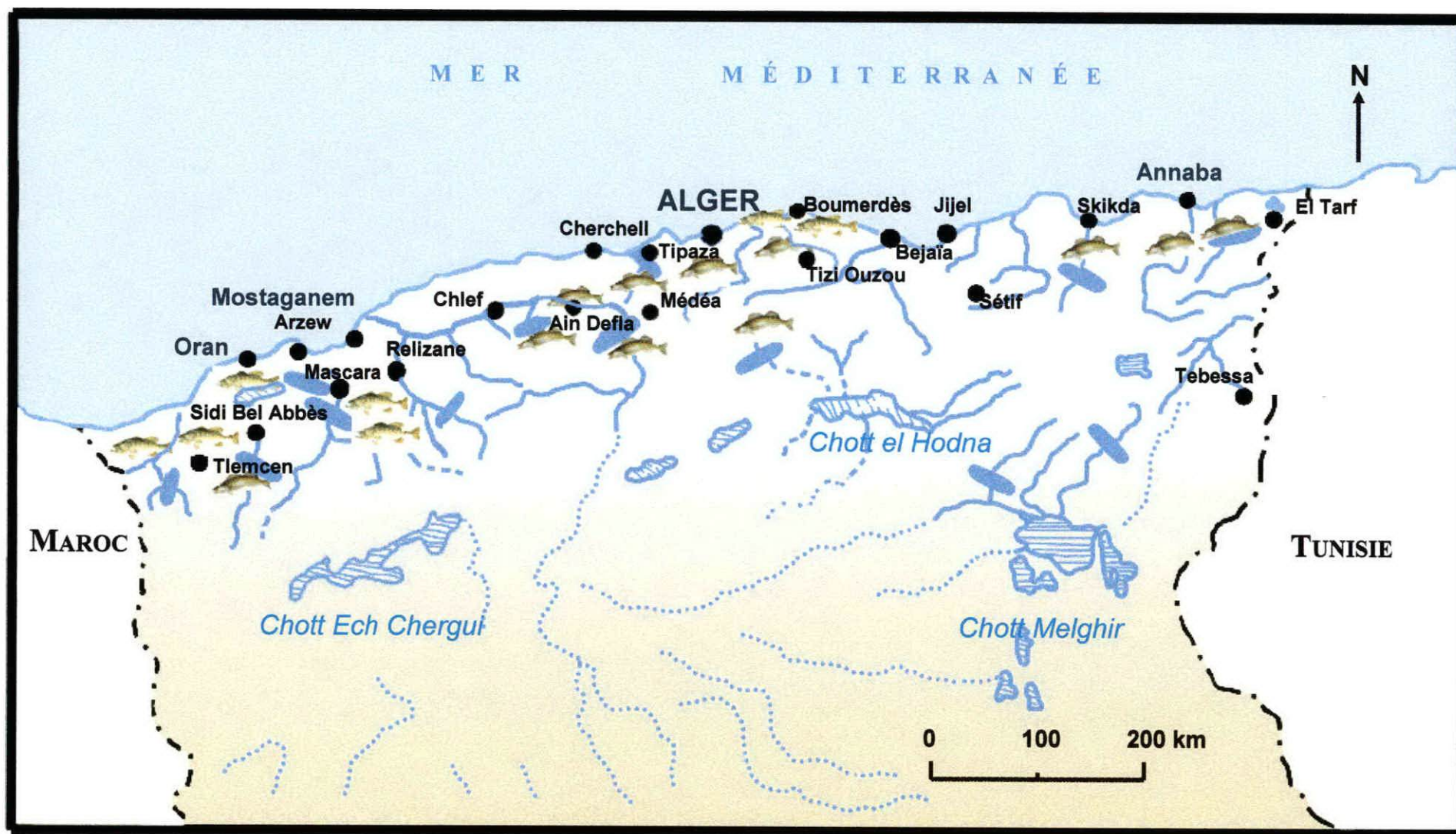


Figure 1 : Distribution du sandre et du black-bass au nord de l'Algérie (BENHADDAD & GHEZAL, 2007).

II. Écologie des espèces

1. Description des biotopes

- **Le Sandre**

Le sandre fréquente les eaux calmes et profondes : lacs, réservoirs, **ballastières**,... ainsi que les eaux courantes : fleuves, rivières à cours plutôt lent et présentant des zones profondes de sable, de graviers ou alors de rochers. Ses populations se développent dans les eaux **mésotrophes** de la zone à brème avec des exigences en oxygène de 3,5 à 4 mg/l (Bruslé & Quignard, 2001).

Il mène une vie **grégaire**, chassant en particulier en bandes. Son activité est surtout crépusculaire et nocturne, elle est maximale durant l'été mais le sandre demeure actif durant l'hiver (Jepsen *et al.*, in Bruslé & Quignard, 2001). Le plus souvent **sédentaire**, les femelles se déplacent plus que les mâles. Ainsi, leur mobilité dépendant de la température. Des températures trop faibles (inférieures à 5 °C) ou trop chaudes (supérieures à 30 °C) provoquent ces déplacements. C'est ainsi que le sandre est en continuelle recherche de températures plus compatibles avec ses exigences thermiques qui vont de 5 à 28 °C (Bruslé & Quignard, 2001).

- **Le Black-bass à grande bouche**

Le Black-bass fréquente les eaux **mésotrophes** du cours inférieur des fleuves et des rivières aux eaux calmes et tempérées de la zone à brème. Il fuit les eaux trop rapides, recherche les eaux pures et supporte les eaux saumâtres. Il est souvent bien établi dans de nombreux lacs, étangs, canaux, réservoirs et **ballastières** où il occupe les secteurs de **nénuphars** (Bruslé & Quignard, 2001).

Son activité est directement dépendante de la température des eaux. Diurne pendant le printemps et l'automne, elle tend à devenir nocturne pendant les mois les plus chauds de l'été, alors qu'il se rapproche des zones peu profondes (Warden et Lorio *in* Bruslé & Quignard, 2001).

C'est un poisson **eurytherme**, supportant des écarts de température dans les régions tempérées chaudes (5-6 °C jusqu'à 28-32 °C), son optimum thermique est voisin de 27 °C et sa température létale est de 35-36°C après une acclimatation à 30,5 °C (Bennett *in* Bruslé & Quignard, 2001).

2. Régime alimentaire (D'après Pascal *et al.*, 2005)

- **Le Sandre**

Le sandre est un carnassier très vorace. Alevin, il se nourrit successivement de crustacés planctoniques puis de larves d'insectes capturées près du fond. Il se nourrit de poissons entre 10 et 25mm en fonction de la disponibilité des proies. Il devient exclusivement **piscivore** vers 10cm. A l'âge adulte, il chasse surtout les poissons de petite taille (ablettes, **rotengles**, gardons, jeunes perches, jeunes brochets). En effet, la bouche terminale est petite ce qui ne lui permet pas d'ingurgiter des poissons de grandes tailles. Le sandre ne peut qu'absorber des proies ne dépassant pas 10 à 15 % de son poids. Il blesse d'un coup de gueule puis ingurgite dans un second passage. Outre ce régime **ichtyophage**, il peut consommer des **lombrics**, des têtards voire des petites grenouilles.

- **Le Black-bass à grande bouche**

Les juvéniles se nourrissent essentiellement de plancton et deviennent **ichtyophages** rapidement. A l'état adulte, le Black-bass devient un carnassier vorace **omnivore** susceptible de consommer des insectes, des écrevisses, des poissons (25 à 50 % de son régime) et des batraciens. Il peut aussi présenter un cannibalisme surtout au stade juvénile. Ce redoutable prédateur chasse le jour. Il ne se nourrit plus quand l'eau descend en dessous de 5 à 7 °C à l'inverse du sandre.

III. Biologie des espèces

I. Description morphologique

- *Lucioperca lucioperca*

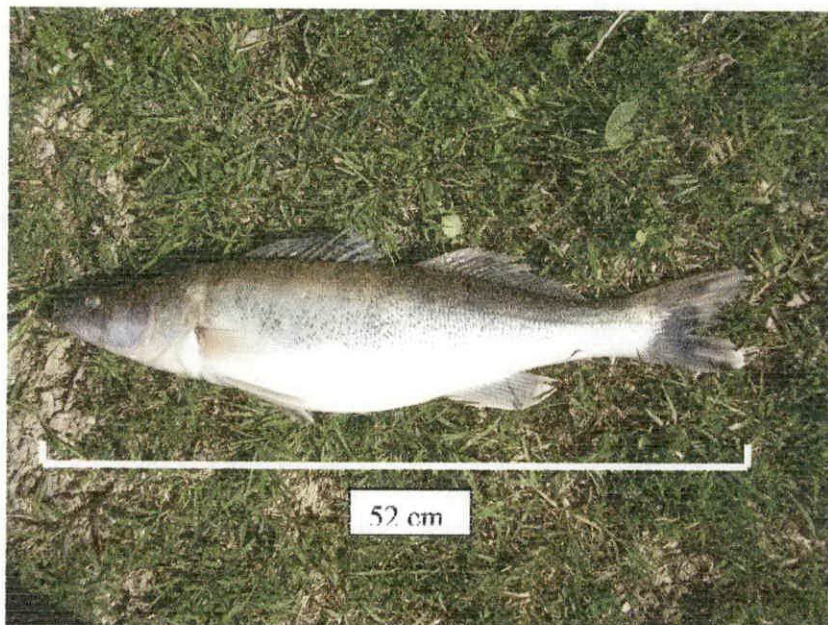


Figure 2: Le Sandre (*Lucioperca lucioperca*).

Le corps du sandre est élancé avec une tête allongée et un museau pointu (fig. 2). Il possède des mâchoires fortement dentées.

Les deux nageoires dorsales sont séparées, la première présentant des rayons épineux et l'autre est souple.

La coloration est gris-verdâtre sur le dos qui présente des petites bandes verticales foncées et un ventre blanc.

Le sandre mesure 40 à 70 cm et peut aller jusqu'à 1,30 m pour des poids de 10 à 15 kg (maximum 18 kg).

Sa longévité varie de 10 à 15 ans (Bruslé & Quignard, 2001).

- *Micropterus salmoides*



Figure 3: Le Black-bass à grande bouche (*Micropterus salmoides*).

Le Black-bass à grande bouche a une forme allongée et aplatie latéralement, sa tête massive est pourvue d'une grande bouche avec une mâchoire inférieure proéminente (fig.3).

La nageoire dorsale est divisée en deux parties, la partie antérieure est petite et épineuse tandis que la postérieure est plus souple.

Sa coloration est vert-noirâtre avec des reflets argentés, un ventre plus clair et une bande latérale noire.

Dans son aire d'origine (Amérique du Nord), il peut atteindre jusqu'à 80 cm pour un poids de 10 kg.

Sa longévité est de 6 à 8 ans (Bruslé & Quignard, 2001).

2. Croissance

- **Le Sandre**

La croissance du sandre est assez rapide, elle est plus importante chez les femelles que chez les mâles (Gaëlle *et al.*, 1998).

1 été : 5 – 100 g (Pascal *et al.*, 2005) et 15 – 18 cm (Gaëlle *et al.*, 1998).

2 étés : 350 g (30 cm) (Pascal *et al.*, 2005).

3 étés : 500 – 1000 g et 40 – 50 cm (Gaëlle *et al.*, 1998).

- **Le Black-bass à grande bouche**

La croissance du Black-bass dépend directement de la richesse trophique du milieu et des conditions thermiques et climatiques (Bruslé & Quignard, 2001).

- 1 été : 4 – 6 cm (3 – 20g)
 2 étés : 12 – 20 cm (40 g – 120 g)
 3 étés : 200 à 600 g. (Pascal *et al.*, 2005)

La figure 4 montre les courbes de croissance en longueur du Black-bass et du Sandre, tandis que la figure 5 représente la courbe de croissance pondérale de ces deux espèces.

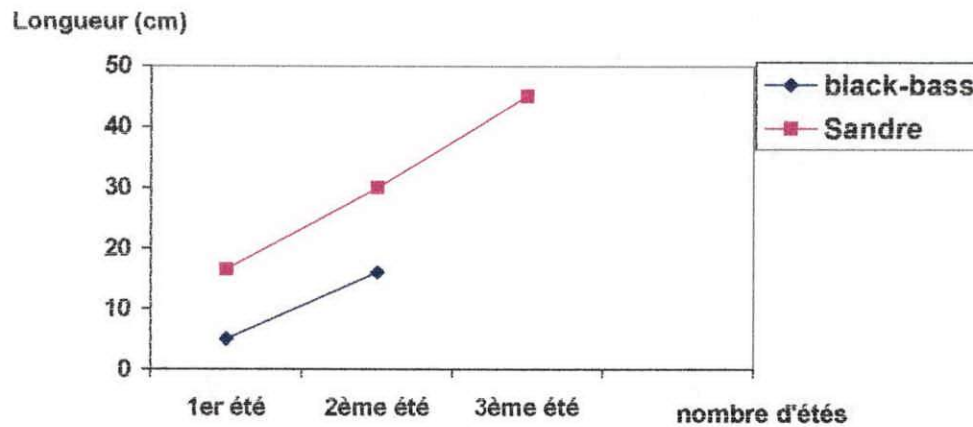


Figure 4: Courbe de la croissance du black-bass et du sandre en longueur (D'après Pascal *et al.*, 2005 & Gaëlle *et al.*, 1998)

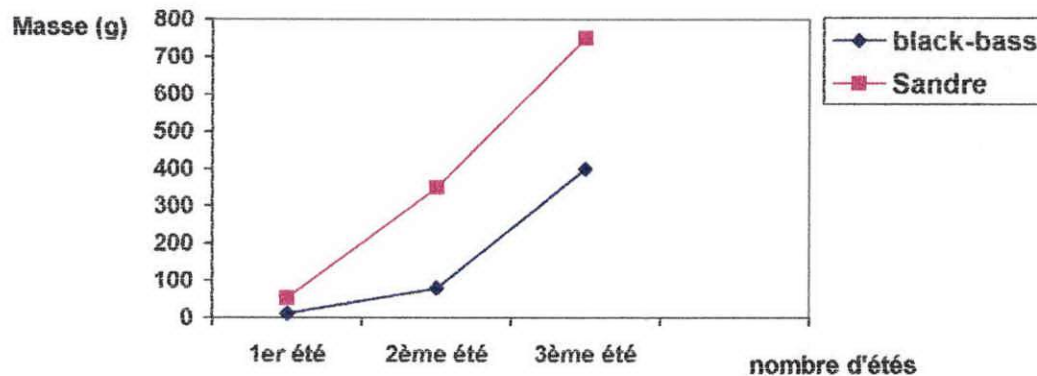


Figure 5: Courbe de la croissance du black-bass et du sandre en masse (D'après Pascal *et al.*, 2005 & Gaëlle *et al.*, 1998)

3. Reproduction

Dans les conditions naturelles, de nombreux facteurs (physiques, chimiques, biologiques, sociaux, environnementaux) interviennent pour induire la reproduction des poissons.

Les facteurs de l'environnement ont un rôle primordial, en particulier deux d'entre eux : la température de l'eau, la photopériode et l'alimentation.

La présence de supports de ponte à une profondeur convenant au poisson est indispensable pour les espèces dont les œufs sont **adhésifs** ainsi que celles de congénères du sexe opposé.

Ces stimuli agissent sur l'hypothalamus où se déclenche la sécrétion de Gn-RF, « hormone libérante ». Transportée par voie sanguine, la Gn-RF va agir sur les récepteurs de Gn-RF des cellules gonadotropes de l'adéno-hypophyse. Ces cellules vont produire des hormones gonadotropes (Gn) agissant sur la maturation des gonades mâles et femelles (Schlumberger, 2002) (fig. 6).

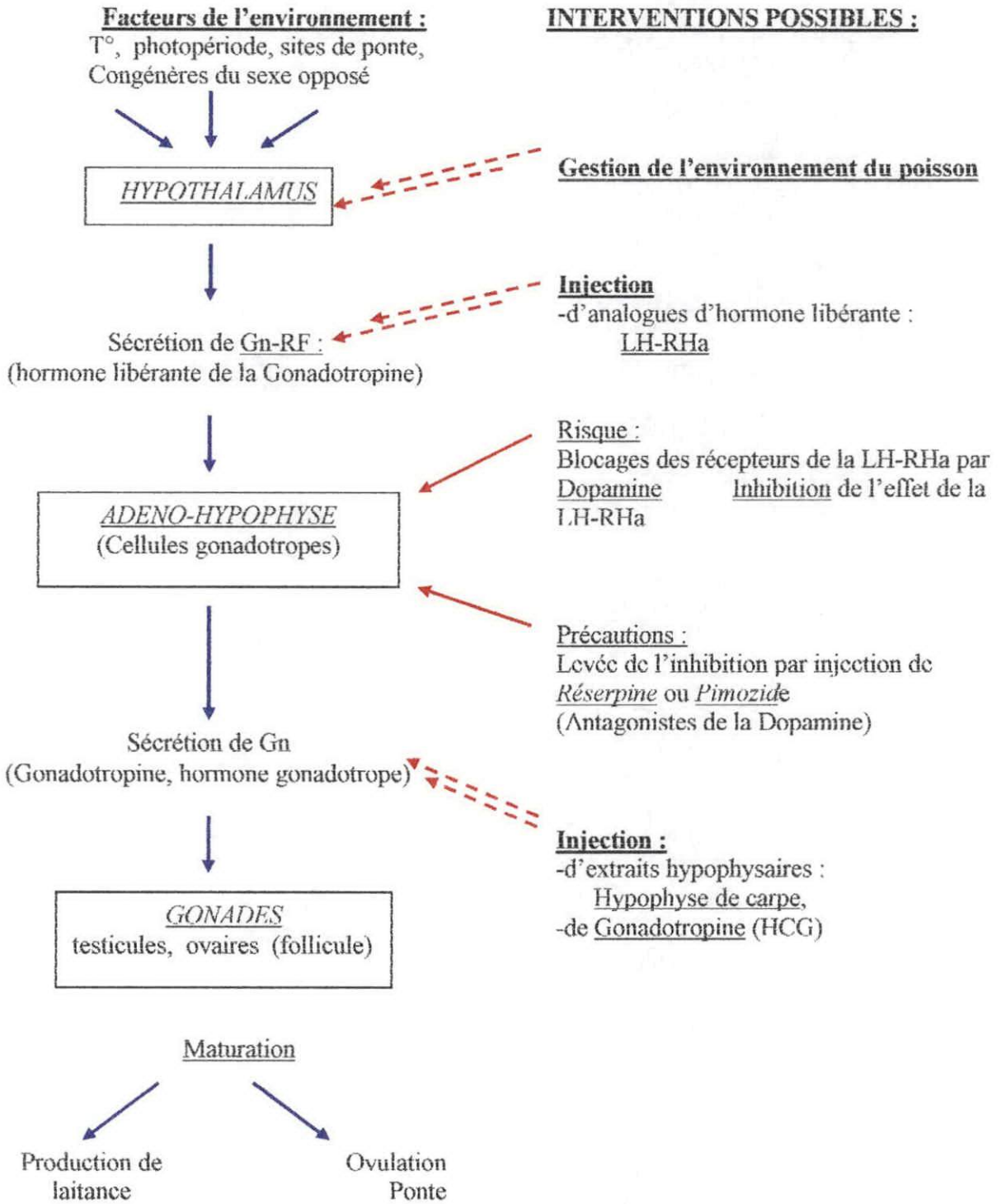


Figure 6: Physiologie de la reproduction chez les poissons.
Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (Schlumberger, 2002).

Pour déclencher la reproduction, il est possible d'intervenir à trois niveaux :

- intervenir sur l'environnement général du poisson. La température de l'eau et la photopériode sont rarement totalement efficaces à elles seules. Il faut ajouter la mise à la disposition des géniteurs de supports de ponte qui soient à leur convenance :
 - ♦ Reproduction naturelle contrôlée sur des « nids ».
 - ♦ Reproduction naturelle aménagée (RNA) en bassins frayères.

Mais pour certaines espèces, ces facteurs sont insuffisants à eux seuls pour déclencher la ponte de manière certaine :

- intervenir sur la production d'hormone gonadotrope hypophysaire par injection d'analogues synthétiques de la Gn-RF, produite par l'hypothalamus. C'est ce que l'on fait en injectant de la LH-RHa qui induit la production de gonadotrophine par l'hypophyse;
- augmenter directement le taux d'hormone gonadotrope (Gn) hypophysaire circulant par voie sanguine en injectant soit des extraits hypophysaires (broyats d'hypophyse de carpe contenant de la Gn), soit de la gonadotrophine humaine (HCG).

3.1 Maturité sexuelle

• Le Sandre

En Europe, La longueur à laquelle le Sandre atteint sa maturité sexuelle semble assez peu différente. Elle est de l'ordre de 35 cm pour les mâles et de 40 cm pour les femelles (Goubier, 1975).

L'âge de la maturité sexuelle varie de 3 à 6 ans. La valeur de 1 à 2 ans est la plus faible observée, qui est la conséquence de la croissance très rapide caractérisant le Sandre en France (Goubier, 1975).

En Tunisie, La taille de la première maturité sexuelle est précoce : 21 cm pour les mâles et 23 cm pour les femelles, dès l'âge de 1 an (Toujani, *in* Bruslé & Quignard, 2001).

• Le Black-bass à grande bouche

La maturité sexuelle est longue aussi bien pour les mâles que les femelles (Schlumberger, 2002). La première maturité sexuelle se situe entre 2 et 5 ans (22 cm chez les mâles et 25 cm chez les femelles) (Bruslé & Quignard, 2001).

3.2. Saison de reproduction

En Europe, la période de reproduction du Sandre se situe entre Avril et Mai. Or, en Algérie, elle débute plus tôt (Khatal & Remili, 1992) vu la différence de climat. Quant au Black-bass, la reproduction a lieu généralement d'Avril à Juin (Bruslé & Quignard, 2001).

3.3. Développement des produits sexuels (Woynarovich & Horváth, 1981)

Ovogenèse (ou développement de l'œuf) :

Le développement des produits sexuels dans les gonades (ovocytes et spermatozytes) est un processus long et complexe où plusieurs stades peuvent être différenciés.

Le cours du développement ovocytaire passe par les stades suivants :

- **Stade 1 :** Les cellules primitives de l'ovogenèse appelées ovogonies sont très petites, leur taille est à peine supérieure de celle des autres cellules. Elles se multiplient par mitose normale.
- **Stade 2 :** La cellule mère de l'ovocyte grandit et un **follicule** commence à se former autour de chacune.
- **Stade 3 :** La cellule constituant l'ovocyte s'accroît sensiblement ; le follicule l'entoure à présent complètement.
- **Stade 4 :** C'est le début de la vitellogenèse, avec production et accumulation de vitellus.
- **Stade 5 :** Le cytoplasme est maintenant rempli de globules lipoïdes et le vitellus commence à produire ses plaquettes.
- **Stade 6 :** Pendant cette phase les plaquettes du vitellus poussent les gouttelettes huileuses vers le bord de la cellule où deux anneaux commencent à se former : les nucléoles ; participant à la synthèse protéique et à l'accumulation de réserves nutritives, et qui adhèrent à la membrane du noyau de la cellule.
- **Stade 7 :** La vitellogenèse, ou synthèse du vitellus, se termine pendant cette phase. Lorsque l'accumulation de vitellus s'achève, les nucléoles se retirent au centre du noyau. Le **micropyle** s'ouvre pendant cette phase.

Pour parvenir à ce stade de développement, la femelle doit trouver dans son alimentation beaucoup de matière protéique et une échelle de température favorable.

Au terme du stade 7, l'ovule peut demeurer inchangé pendant plusieurs mois : c'est le stade « repos ». Ou bien cette phase de repos se conclura par l'ovulation si les conditions sont favorables, ou bien, en l'absence de celle-ci, il y aura putréfaction folliculaire et résorption.

Il est intéressant de noter que l'ovaire est irrigué par quelques vaisseaux sanguins, mais n'est pas très riche en **capillaires**. Ce qui signifie que ce sont les **sinus** lymphatiques qui jouent le rôle principal dans le transport de matériaux tels que hormones, lipides, acides aminés, oxygène, gaz carbonique, etc., jusqu'à et depuis la paroi ovarienne et les cellules de l'ovule.

Spermatogenèse : (ou développement du spermatozoïde) :

Les spermatogonies primitives se multiplient par mitose à la périphérie des tubes séminifères. Les spermatozytes qui se développent à partir de ces spermatogonies donnent naissance aux spermatozides, qui par différenciation donnent des spermatozoïdes.

Lors de l'apparition des conditions favorables du milieu et au signal donné par la gonadotrophine, le mâle devient près à frayer. Même en phase dormante, les spermatozoaires sont capables de féconder les ovules. Les spermatozoaires deviennent mobiles quand ils entrent en contact avec l'eau, mais cette mobilité est de courte durée et dépend de la température.

Chapitre II

MILIEU PROSPECTE

Notre étude est consacrée à un seul site en l'occurrence le barrage de Bou-Hanifia, situé dans la wilaya de Mascara (fig. 7 et 8).

Concernant les autres sites : le barrage de Bani Bahdel (W. de Tlemcen) (fig. 9), le barrage de Sidi M'hamed Ben Ali (W. Sidi Bel Abbas) (fig. 10) et la retenue collinaire de Cap Djinet (W. Boumerdes) (fig. 11), seuls les paramètres physico-chimiques sont pris en considération.

I. Description du site

1. Barrage de Bou-Hanifia (Mascara)

1.1. Aperçu historique et situation géographique

Sa mise en eau a été effectuée la première fois en 1939; il dispose d'une côte de 27.260 m (Anonyme a *in* Berrachdi & Si-Abderrahmane, 2006).

Le barrage de Bou-Hanifia se trouve dans la Wilaya de Mascara qui est située au Nord Ouest de l'Algérie à 361 km d'Alger. Il est situé à environ 5 km sur la plus haute ville de Bou-Hanifia sur l'oued El Hammam dans la Wilaya de Mascara, à une altitude de 295 m, une longitude de 249 E et une latitude de 223.60 N (Anonyme a *in* Berrachdi & Si-Abderrahmane, 2006).

La construction du barrage de Bou-Hanifia, qui doit son nom au village de Bou-Hanifia, a commencé en 1926 après une grande crue de oued El Hammam qui a atteint 2300 m³/s de débit de pointe au barrage de Fergoug et qui a emporté cet ouvrage situé à 30 km à l'aval de Bou-Hanifia (Anonyme a *in* Berrachdi & Si-Abderrahmane, 2006).

Ce barrage est de type "Enrochement - Masque amont", il accumule actuellement 38,11 millions de m³ d'eau (Anonyme a *in* Berrachdi & Si-Abderrahmane, 2006).

- Caractéristiques morphométriques de la retenue de barrages (Anonyme a *in* Berrachdi & Si-Abderrahmane, 2006) :

Type	Enrochement - masque amont
Années d'achèvement	Mise en eau en 1939
Cours d'eau principal	Oued El Hammam
Longueur du Thalweg principal	109 km
Hauteur au dessus de la plus basse fondation	54 m
Volume de la digue	38, 11 millions m ³
Capacité initiale du réservoir	73 hm ³
Volume actuelle	38 millions m ³
Surface du bassin versant	5, 750 km ²
Superficie du barrage (surface)	5 16, 98 ha
Attitude du fond	300 m
Largeur	137 m
Hauteur	54 m
Evaporation annuelle	5%
Envasement annuel	0,78 km ³ /ans
Volume régularisé	Transfert - Fergoug
Profondeur moyenne	821 m
Déversoir	Une seule vanne
Destination principale	Irrigations
Fuites	2, 202 millions m ³ (2003-2004)
Alimentation en eau potable	2, 186 millions m ³

1.2 Climatologie

Afin de caractériser le barrage Bou-Hanifia du point de vue climatique, les données et les moyennes de la période 1995–2004 ont été prises comme référence (Tab. 2). Ce sont des données de l'ONM (2005 *in* Berrachdi & Si-Abderrahmane, 2006).

Tableau 2 : Moyennes mensuelles des températures et des précipitations du barrage Bou-Hanifia durant la période (1995-2004).

	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	moyennes annuelles
M (°C)	15,26	16,85	19,8	21,77	25,11	32,36	34,98	48,62	30,12	25,94	18,84	14,84	25,37
m (°C)	3,9	3,27	5,37	6,61	11,05	15,35	17,99	18,61	15,48	13,55	8,46	4,71	10,60
(M+m)/2	9,58	10,06	12,58	14,19	18,06	23,85	26,48	33,66	22,8	19,74	13,65	10,01	17,88
P (mm)	29,8	30,6	23,6	48,1	26,5	3	1,6	18,2	16,8	27,5	88	46	29,97

m : température minimale annuelle en °C

M : température maximale annuelle en °C

P : moyenne des précipitations annuelles en mm.

1.3 Faune et flore

Espèces végétales : les principales cultures sont :

Cultures arbustives : Agrumes, vergers (abricotiers, pommiers), oliviers.

Cultures maraîchères : (935ha)

Céréales d'hiver : 3.400 ha.

Cultures industrielles : Cotonnier (300 ha).

Viticulture : Vigne

(Berrachdi & Si-Abderrahmane, 2006).

Espèces animales : Le barrage de Bou-Hanifia possède des richesses moyennes (oiseaux aquatiques, reptiles, rongeurs).

Oiseaux : Poule d'eau, tourterelle, canards et pigeons.

Poissons : Le barbeau est une espèce préexistante, carpe argentée, carpe chinoise, carpe à grande bouche, Black-bass à grande bouche, gardon et brème (rarement signalés dans les barrages algériens).

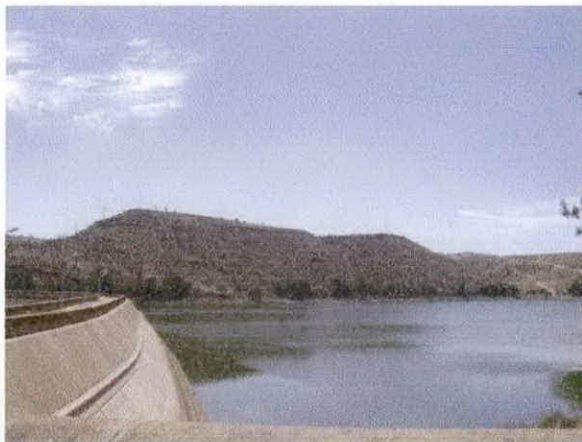


Figure 7 : Barrage de Bou-Hanifia (digue)



Figure 8 : Amont du barrage de Bou-Hanifia



Figure 9 : Barrage de Bani Bahdel



Figure 10 : Barrage Sidi M'hamed Ben Ali



Figure 11 : Retenue collinaire de Cap Djinet.

II. Facteurs abiotiques

1. Paramètres physiques

La température, le pH, la salinité et la conductivité ont été mesurés *in-situ* à l'aide d'un analyseur multiparamètre YSI (556MPS) (tab 3) et pour les MES, la détermination s'est faite au laboratoire (Annexe, tab 3).

1.1 Température (T°C):

La température de l'eau joue un rôle important dans la solubilité des gaz, la dissociation des sels dissous. Cette mesure est effectuée sur le terrain et les valeurs sont exprimées en degré Celsius (°C) (Rodier, 1996) et sur la reproduction des espèces.

1.2 Potentiel hydrogène (pH):

Le pH d'une eau représente son acidité ou son alcalinité et donne une indication sur la stabilité du milieu (Rodier, 1996).

1.3 Salinité:

La salinité est définie conventionnellement comme la masse en gramme des composés solides séchés à poids constant à 480 °C, obtenue à partir d'un kilogramme d'eau de mer (Rodier, 1996).

1.4 Conductivité (C D):

La conductivité nous renseigne sur la minéralisation des eaux (Rodier, 1996).

1.5 Matières en suspension :

Les MES sont constituées de matière organique détritique et d'organismes vivants (plancton). Du point de vue physique, si les MES n'ont aucun effet sur la température et la conductivité électrique de l'eau, elles diffusent fortement la propagation des ondes sonores et lumineuses.

2. Paramètres chimiques

Le taux d'oxygène dissous a été mesuré *in situ* à l'aide d'un analyseur multiparamètre YSI (556MPS), le dosage des sels nutritifs a été réalisé au laboratoire. Les méthodes de dosage figurent au tableau 3.

2.1 Oxygène dissous :

L'oxygène est un facteur écologique essentiel et varie en fonction de la température, il est faiblement soluble dans l'eau (Rodier, 1996).

2.2. Sels nutritifs:

Nous avons prélevé des échantillons d'eau en utilisant des bouteilles en plastique conservées dans des glacières lors du transport et dans des réfrigérateurs jusqu'à leurs dosages au laboratoire.

2.2.1 Nitrites:

Les nitrites résultent de la réduction des nitrates et constituent une forme intermédiaire entre l'azote ammoniacal et les nitrates.

2.2.2 Nitrates:

Éléments indispensables à toute vie végétale et animale (Addiscott et *al.*, in Berrachdi & Si-Abderrahmane, 2006).

2.2.3 Phosphore :

Le phosphore est très important pour la physiologie végétale et animale (Rodier, 1996).

3. Résultats et discussion :

3.1. Température, pH, Salinité et oxygène dissous :

Les analyses *in situ* de la température, pH, Salinité et oxygène dissous pour les 4 sites peuplés en Sandre et en Black-bass figurent dans le tableau 3.

Tableau 3 : Données des paramètres physico-chimiques prélevés dans les milieux prospectés (*in-situ*)

Date	Barrage		T °C	pH	S‰	O2 dissous (mg/l)
26/02/2007	Retenue collinaire de Cap Djinet (Boumerdes)	Coté digue	15.01	7.19	0.47	9.02
		Coté droit de la digue	14.94	6.94	0.47	8.55
20/03/2007	Barrage de Beni Bahdel (Tlemcen)	Au centre	13.32	7	0.36	8.52
		Coté oued Tafna	13.26	6.82	0.36	8.03
		Coté oued Khmis	13.12	6.79	0.36	7.99
21/03/2007	Barrage de Beni Bahdel (Tlemcen)	Au centre	12.87	6.71	0.36	8.27
		Coté oued Tafna	12.76	6.69	0.36	7.80
		Coté oued Khmis	13.00	6.68	0.36	8.09
22/03/2007	Barrage de Beni Bahdel (Tlemcen)	Au centre	12.65	6.53	0.36	8.32
		Coté oued Tafna	12.63	6.57	0.36	7.80
		Coté oued Khmis	12.71	6.53	0.36	7.84
09/04/2007	Barrage de Sidi M'hamed Ben Ali (Sidi bel Abbas)	Coté cimetière Est ville	14.40	8.50	0.20	10.1
		Milieu du lac	14.50	8.53	0.20	8.40
		Coté digue	14.40	8.55	0.20	7.60
11/04/2007	Barrage de Bou-Hanifa (Mascara)	Coté digue	15.40	8.22	0.80	5.10

Pour les quatre milieux prospectés, les températures des eaux étaient faibles et ça par rapport au climat, le pH présent des variations faibles, c'est en fonction de l'importance de l'activité photosynthétique des végétaux. La salinité présente des valeurs faibles et constantes, c'est par rapport à la température. L'oxygène dissous présente des valeurs un peu faible dues à la diminution de la température (Arrignon *in* Berrachdi & Si-Abderrahmane, 2006)

3.2. Nitrites :

Tableau 4 : Étalonnage et mesure d'absorbance des nitrites

Étalons	E1	E2	E3	E4	E5	Bc	Br	Bt	Actr	
Concentration (µmol/l)	0,1	0,2	0,5	1	2	-	-	-	-	
D.O.	non corrigée	0,114	0,122	0,167	0,184	0,224	0,108	0,105	0,113	0,291
	corrigée	0,006	0,014	0,059	0,076	0,116				

$$A = y = 0,181$$

$$[\text{Nitrites}] = 3,028 \mu\text{mol/l} = 0,139 \text{ mg/l}$$

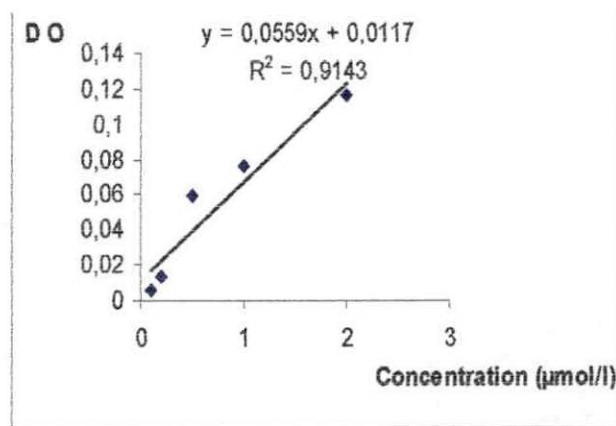


Figure 12 : Courbe d'étalonnage des nitrites.



Figure 13 : Solutions-étalons des nitrites.

3.3.. Nitrates :

Tableau 5 : Étalonnage et mesure d'absorbance des nitrates

Etalons		E1	E2	E3	E4	E5	E6	Bc	Br	Bt	Actr
Concentration (µmol/l)		1,5	2,5	5,0	10	15	20	-	-	-	-
D.O.	non corrigée	0,305	0,379	0,530	0,770	0,911	1,269	0,108	0,105	0,113	0,291
	corrigée	0,197	0,271	0,422	0,662	0,803	1,161				

$A = y = 0,269$

$[Nitrates] = 2,517 \mu\text{mol/l} = 0,115 \text{ mg/l}$

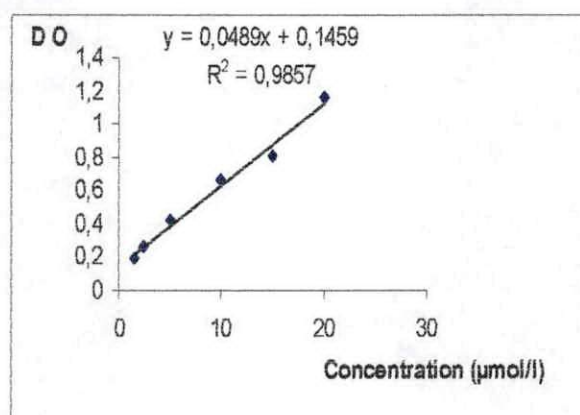


Figure 14: Courbe d'étalonnage des nitrates.

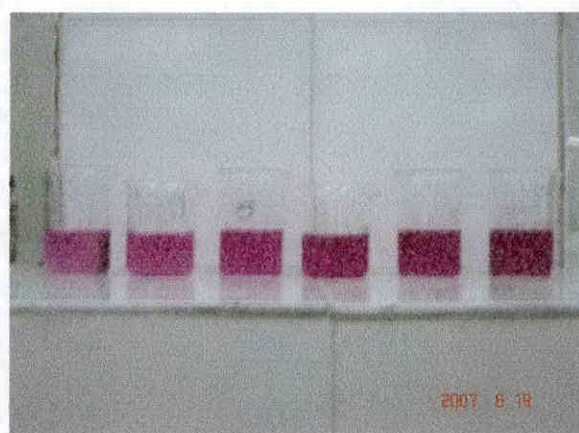


Figure 15: Solutions-étalons des nitrates.

3.4. Phosphore :

Tableau 6 : Étalonnage et mesure d'absorbance du phosphore.

Étalons		E1	E2	E3	E4	E5	Bc	Br	Bt	Actr
Concentration (µmol/l)		0,1	0,2	0,5	1	2	-	-	-	-
DO	non corrigée	0,101	0,117	0,168	0,250	0,425	0,083	0,085	0,094	0,098
	corrigée	0,018	0,034	0,085	0,167	0,342				

A= 0,002

[Phosphore] = 0,0134 µmol/l = 0,00128 mg/l

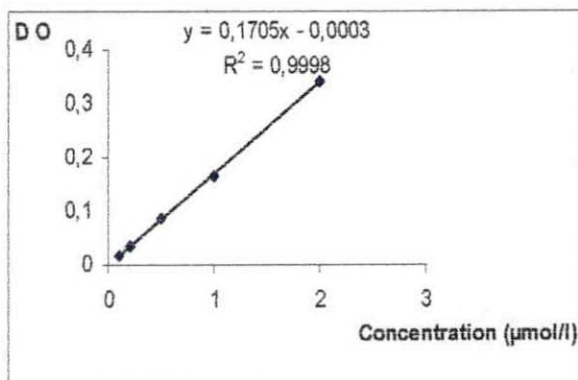


Figure 16: Courbe d'étalonnage du phosphore.



Figure 17: Solutions-étalons du phosphore.

3.5. Matières en suspension :

$$\text{M.E.S. (mg/l)} = (P2-P1)/V$$

$$\left. \begin{array}{l} P1 = 0,091 \text{ g} \\ P2 - P1 = 0,0 \text{ g} \\ P2 = 0,100 \text{ g} \end{array} \right\} = 9 \text{ mg}$$

$$V = 500 \text{ ml} = 0,5 \text{ l}$$

$$[\text{MES}] = 18 \text{ mg/l}$$

Le tableau 7 est un tableau comparatif entre nos résultats et la norme de la qualité des eaux pour poissons d'eau douce (Schlumberger, 1997)

Tableau 7 : Appréciation des résultats

	Résultats obtenus (mg/l)	Norme (mg/l)
Nitrites	0,139	< 0,20
Nitrates	0,115	< 0,20
Phosphore	0,00128	< 0,30
M E S	18	< 30

Au mois de juin, les concentrations des nitrites, nitrates et MES étaient dans les normes. Et la faible concentration enregistrée du phosphore est due à l'assimilation par les végétaux (Simoneau *in* Berrachdi & Si-Abderrahmane, 2006).

III. Facteurs biotiques

1. Détermination du Zooplancton

Pour le tri et la détermination, nous nous sommes basés sur la morphologie externe. Le tri a été fait délicatement sous loupe binoculaire et sous microscope photonique.

Les espèces déterminées (fig. 18 et 19) ont été classées dans le tableau ci-dessous

Tableau 8 : Composition qualitative du zooplancton du barrage de Bou-Hanifia

Groupe	Espèces
Copépodes	<i>Acanthocyclops sp. (1)</i>
	<i>Neolovenula sp. (2)</i>
Cladocère	<i>Bosmina sp.</i>
	<i>Ceriodaphnia sp.</i>
	<i>Daphnia sp. (3)</i>
	<i>Macrothrix sp.</i>

(1), (2) : voir fig. 18

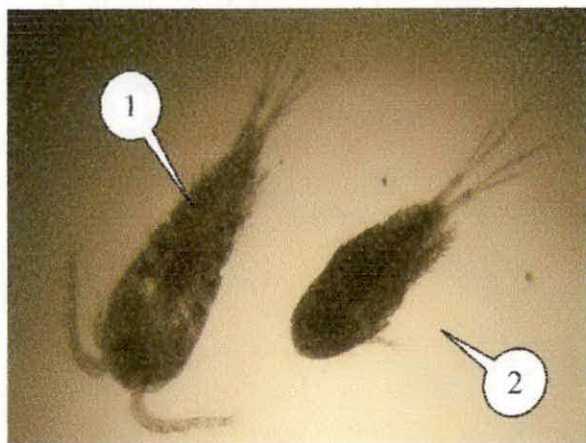


Figure 18 : *Acanthocyclops sp.* et *Neolovenula sp.*
G x 4



Figure19 : *Daphnia sp.* G x 4

A priori, le Barrage de Bouhanifia présente une faible richesse zooplanctonique.

Chapitre III

EXPERIMENTATION

1. Méthode

Les géniteurs ont été prélevés de leur milieu naturel par pêche au filet maillant. Pour cela plusieurs opérations de pêche ont été effectuées dans divers sites préalablement identifiés.

- *Lucioperca lucioperca*

La collecte du Sandre s'est effectuée du 25 au 28 février 2007 dans la retenue collinaire de Cap Djinet (Wilaya de Boumerdes) à l'aide d'un filet maillant (fig. 20 et 21).

L'opération de filage (fig. 22) ne durait que quelques heures en plusieurs prises à différents points de la retenue.

Aussitôt retirés du filet (fig. 23), les individus sains sont placés dans un vivier équipé d'une pompe à air et rempli d'eau de la retenue. Les poissons sont immédiatement transférés vers la station en raison de leur sensibilité (fig. 24).

- *Micropterus salmoides*

La pêche des géniteurs s'est faite au niveau de trois sites différents. La première étant au mois de Mars dans la région de Tlemcen au Barrage de Beni Bahdel (fig. 25), la seconde en Avril. Des pêches ont été effectuées au Barrage de Bou-Hanifia (Wilaya de Mascara) et Barrage de Sidi M'hamed Ben Ali (Wilaya de Sidi Bel Abbes).

La durée de pêche a été plus longue (plusieurs jours consécutifs) comparée à celle du Sandre. Constatons ainsi la difficulté éprouvée par les pêcheurs lors de la capture du Black-bass. En attendant le jour du retour vers la station, les géniteurs étaient mis dans des bassins d'irrigations.

Les mêmes méthodes de pêche et de transport ont été appliquées.

Lors du transport, il a été préférable de baisser la température en utilisant de l'eau pure pour ne pas prendre le risque de perdre les poissons déjà affaiblis par la manipulation de la pêche.

2. Matériel de pêche

2.1. Filet maillant

Le filet utilisé est un filet maillant mono-fil de 350m de long et de 7.50m de hauteur (fig.21). Composé d'une nappe de mailles très fines dont les dimensions (la maille de côté est de 7 cm et la maille étirée de 14 cm).

La ralingue inférieure est plombée afin de maintenir le filet au fond alors que la supérieure est munie de flotteurs en vue de maintenir les nappes déployées sur toute la hauteur.

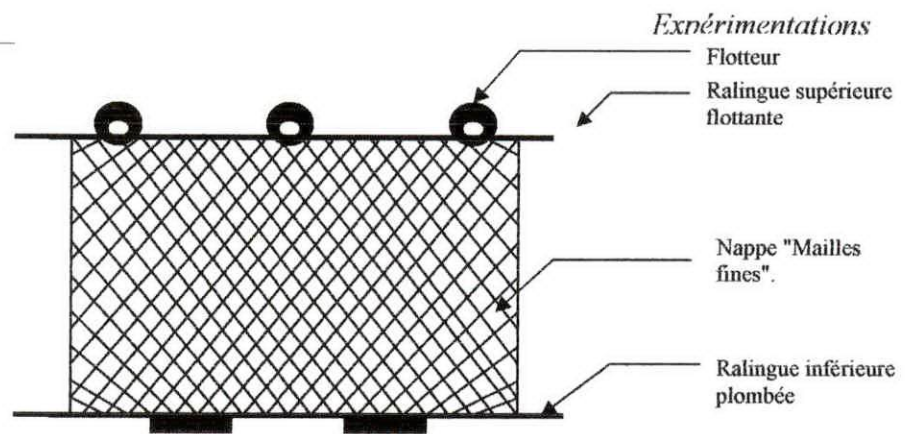


Figure 20 : Schéma descriptif d'un filet maillant.



Figure 21 : Filet maillant utilisé (retenue de Cap Djinet)



Figure 22: Opération de filage



Figure 23 : Pêche au Sandre

2.2. Embarcation motorisée

Afin d'effectuer plusieurs prises à différents points du barrage, il a été nécessaire d'utiliser une barque motorisée (fig. 22).

2.3. Vivier

Fabriqué en PVC et en fibres de verre pour être isotherme, de forme cubique (1.30 x 0.95 x 0.90), muni d'une ouverture sur son toit pour le dépôt des poissons et une vanne à glissière sur le côté pour la vidange (fig.24). Une pompe à air fonctionnant sur batterie a été utilisée pendant le transport afin de maintenir les géniteurs dans de bonnes conditions d'aération.



Figure 24 : Vivier transporté par camion

2.4. Véhicules

- **Un camion:** nécessaire pour le chargement du vivier et le reste du matériel de pêche (fig.23).
- **Un véhicule (4x4) Pick up :** pour le transport de l'embarcation.

3. Matériel biologique

La persévérance des pêcheurs pour la pêche a bien donné ses fruits et ce malgré les conditions défavorables du climat (fig. 25) et les difficultés rencontrées lors de la collecte, notamment du Black-bass (au mois de mars) puisque nous avons pu obtenir à la période voulue les géniteurs de Sandre et de Black-bass qui ont servi à notre étude.

En général, lorsque le poisson est mature, l'aspect externe des glandes génitales permet, sans erreur possible, de déterminer le sexe souligne Goubier (1975) dans son étude pour le Sandre. Il ajoute que chez les sandres plus petits, l'étude histologique est indispensable pour connaître le sexe du poisson avec certitude et classer sans difficultés les matures et les immatures que ce soit pour les mâles ou pour les femelles. Chez le Black-bass, le sexage peut se faire en introduisant délicatement une mine de crayon (diamètre : 0.5mm) dans le conduit génital ; la pénétration est plus profonde chez les femelles (Schlumberger. 2002).

Pour le Black-bass, nous avons prélevé les gonades d'un individu mort que nous avons photographiées (fig. 26). En observant les ovocytes sous microscope, le noyau de l'ovule se trouve complètement à la périphérie de la cellule ce qui correspond au 4^{ème} stade de la maturité finale. Ce n'est qu'à partir des stades 3-4 que l'injection hormonale est efficace chez les femelles et provoque l'émission d'ovules fécondables (Schlumberger. 2002).

D'après notre observation, les femelles ont plus d'embonpoint que les mâles avant la ponte et sont généralement de taille plus grande.



Figure 25: Barrage de Bani Bahdel au mois de Mars



Figure 26: Ovaires d'une femelle de Black-bass

- *Lucioperca lucioperca*

Nous avons constitué un lot de dix géniteurs (**Annexe, tab. 1**) prélevés dans le milieu naturel (retenue collinaire de Cap Djinet), d'un poids moyen de 1.300 kg répartis en trois mâles (âge : 2 à 3 ans; Lt moy : 49 cm) et sept femelles (âge : 3 à 4 ans ; Lt moy : 52.5 cm). Nous verrons plus loin, les techniques de marquages, de pesage et de mensuration.

- *Micropterus salmoides*

Le premier lot étant constitué de 4 individus adultes capturés au barrage de Béni Bahdel, un second lot de 16 individus provenant du barrage de Bou-Hanifia, le troisième viendra compléter les deux autres comprenant 4 individus pêchés au Barrage de Sidi M'hamed Ben Ali.

- Le poids moyen des sujets matures est de 1.200 kg.
- Le nombre de mâles est de 6 (Lt moy : 34.1cm) et le nombre de femelles est de 14 (Lt moy : 42.5cm) (**Annexe, tab. 2**).

3.1. Capturabilité et mortalité des géniteurs:

La capturabilité des sandres a été estimée à partir de la pêche réalisée dans la retenue collinaire de Cap Djinet le même jour à différentes stations de la retenue au moyen d'un filet maillant.

Les filets maillants ont tendance à capturer des individus de taille d'autant plus grande que la maille est large (Poulet, 2004).

Nos sujets (Lt moy = 51 cm) étaient capturés à l'aide d'un filet maillant à maille adéquate à la taille du poisson.

Concernant la mortalité induite par les engins de pêche, il convient de préciser que la plupart des individus capturés dans les filets maillants posés 24 heures auparavant, meurent ou sont mortellement blessés, expérience faite par poulet; (2004), et c'est ce qui a été constaté lors de la première campagne à Cap Djinet (25/02/2007).

Le nombre d'individus de Sandre morts pendant la pêche est de 2 individus.

Le Black-bass étant un carnassier plus résistant que le Sandre et vue la longue distance du lieu de sa capture, la pêche a duré près d'une semaine, ce qui a causé la mort de 4 sujets.

3.2. Traitement et adaptation des géniteurs:

3.2.1. Traitement sanitaire:

Il est noté par Ricard (*in* Khatal & Remili, 1992) qu'il est très important de traiter les géniteurs à chaque manipulation dans des bains de vert de malachite à une concentration de 1 p.p.m, soit dans une solution saline de 2 à 5 ‰ ou de formol à 1 %.

Selon nos moyens, nous avons opté pour la première méthode en utilisant du Bleu de Méthylène au lieu du Vert de Malachite.

Effectivement de retour à la station, nos poissons étaient un peu malmenés et blessés par le filet au moment de la pêche ou lorsqu'ils se jetaient contre les parois du vivier lors du transport (perte d'écailles, nageoires abîmées) en plus du stress.

Donc afin d'éviter toute affection supplémentaire de nature parasitaire, bactérienne ou autre et avant de les installer dans le bassin, nous les avons traité, un par un, dans une bassine remplie d'eau (10 l) contenant du bleu de méthylène (1p.p.m) pendant environ 5 mn (fig. 27).

Avant chaque opération ou manipulation sur le poisson, on lui administre un tranquillisant (Pénoxy-éthanol) (fig. 28) à une dose de 0.5 à 1 ml/10 l d'eau bien oxygénée et attendre qu'il fasse son effet, c'est-à-dire arrêt des mouvements du poisson.



Figure 27: Géniteur de Sandre traité au Bleu de méthylène.



Figure 28 : Géniteur de sandre anesthésié.

3.2.2. Adaptation en bassin

Une fois arrivés à la station, les géniteurs étaient placés en stabulation dans les bassins (**BR, BS et BB**) afin qu'ils puissent s'adapter à leur nouveau milieu artificiel et soient en meilleures conditions pour une meilleure reproduction.

le relevé des paramètres physico-chimiques a été effectué le long de la période de stabulation voir (**Annexe, tab. 4, 5**)

- *Luciperca lucioperca*

Les géniteurs sont restés en stabulation pendant une semaine dans le bassin (BR) avec une bonne oxygénation et une température moyenne de 16.5°C et lors de cette période nous avons mis des nids artificiels (fig. 29) en raison d'une possibilité d'éventuelle ponte naturelle. On a remarqué que ces derniers étaient trop stressés et refusaient de s'alimenter.

- *Micropterus salmoïdes*

La durée de stabulation en bassin (BB) du Black-bass a été de 52 jours pour le premier lot et de 34 jours pour le second lot (fig. 30), la température moyenne de l'eau étant de ~ 22 °C.



Figure 29 : Nids mis à la disposition du Sandre

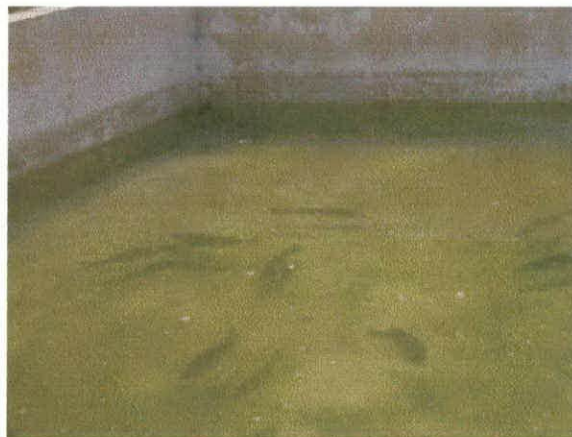


Figure 30 : Stabulation du Black-bass.

3.2.3. Matériel, produits et accessoires utilisés:

- ✦ **Bleu de Méthylène:** traitement des parasites internes, champignons, bactéries. Désinfection des bacs, matériel et accessoires d'élevage (manuel).
- ✦ **épuisette** moyenne faite de tulle de 5 à 10 mm de maille.
- ✦ **bassines:** en plastique de 10 à 15 l.

Infrastructures:

- ✦ **Bassin (BR):** en dur de forme rectangulaire destiné à la stabulation des géniteurs pêchés (Sandre) avant d'être injectés et devenait réservoir de stockage après hypophysation. Dimensions : 10.60 × 1.40 × 1.00 m avec une faible pente pour la vidange tout en ôtant le trop plein. Ce dernier pivote autour de sa base (10 cm de diamètre). Ce bassin est alimenté par une eau provenant d'un puits et muni d'un tuyau percé de trous pour l'aération (fig. 31).
- ✦ **Bassins (BS), (BB):** de même utilité que le bassin (BR), avec ces dimensions : 7.20 × 3.80 × 1.30m sans système d'aération. La vidange se fait par une vanne située sur le côté du bassin (fig. 32).
- ✦ **2 Race Ways (RW):** en PVC, de forme trapézoïdale (0.80 × 0.60 × 0.80m) (fig. 33).
- ✦ **Nids artificiels:** en barres de fer charpentées en plaque rectangulaire quadrillée de 12 carreaux. Des fibres synthétiques sont rattachées aux barres par des fils métalliques très fins (fig. 34).



Figure 31: Bassin à reproducteur (BR)

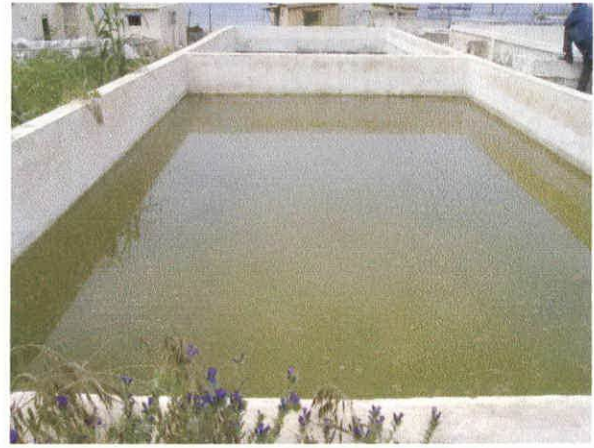


Figure 32: Bassins (BS), (BB).



Figure 33: Race Ways (RW).



Figure 34 : Nid artificiel pour le Sandre.

3.2.4. Alimentation

Nos poissons étaient nourris en fonction des pêches quasi hebdomadaires effectuées non loin de la station.

Au barrage de Boukourdene et à Oued Messelmoun (W. de Tipaza), quatre espèces de poisson ont été pêchées ; du Barbeau (*Barbus setivimensis*) ; du Mulet (*Liza ramada*) ; de l'Ablette (*Alburnus alburnus*) et des carpillons (*Cyprinus carpio*).

La pêche et le transport ont causé la mortalité d'une grande quantité de ce poisson-fourrage et au niveau de la station, tous les barbeaux ont contracté une mycose apparente surtout au niveau des nageoires.

Le Black-bass ; un grand carnassier est un excellent chasseur ; se nourrissait principalement de Mulet d'une taille d'environ 8 à 10 cm, d'Ablettes (10-12 cm), d'alevins de Tilapia (*Oreochromis niloticus*) (9-10 cm) ainsi que de petites Gambusies (*Gambusia affinis*) ne dépassant pas les 5 cm, de carpillons de 10-12cm et même de têtards.

Vu la grande taille du Barbeau (15-20cm), il n'a pas pu être ingéré par les géniteurs de Black-bass.

Tout comme le Black-bass, en temps normal, le Sandre se nourrit de proies vivantes mais au stress, il refusait de s'alimenter.

En effet, dès le début du stress, et pendant toute sa durée, sous le contrôle probable du système nerveux, sympathique, il y a sécrétion de catécholamines (épinéphrine et norépinéphrine) par le système nerveux puis par le rein antérieur. Les effets sont les suivants : accroissement des rythmes cardiaques et respiratoires avec mobilisation des réserves énergétiques (glycogènes hépatique). Il y a aussi probablement arrêt du transit intestinal (Schlumberger, 2002).

La distribution quotidienne de nourriture se faisait manuellement pour le Black-bass, la quantité étant indéterminée. Sinon, nous avons mis dix gambusies dans le bassin du Sandre afin de surveiller tous les jours son régime alimentaire mais en vain aucune des dix n'a été ingérée.

3.3. Technique de marquage, mesurage et pesage des géniteurs

Avant chaque opération de ce genre, le poisson a été anesthésié, afin d'éviter toute agitation.

3.3.1. Marquage

Le marquage constitue le premier élément indispensable à une gestion technique rationnelle (Khatal & Remili, 1992). La technique de marquage que nous avons utilisé fut très simple, elle consistait à joindre chaque couleur de fil synthétique (un trombone) au poisson en l'attachant à sa nageoire dorsale.

Le marquage nous a permis de reconnaître nos géniteurs selon leur taille et leur poids et de cette manière, on pouvait distinguer les géniteurs injectés des autres géniteurs.

3.3.2. Pesage et mesurage

Chaque sujet est pesé sur une balance et mesuré sur une planche graduée comme (fig. 35, 36 et 37).



Figure 35: Pesage du Sandre.



Figure 36: Pesage du Black-bass.

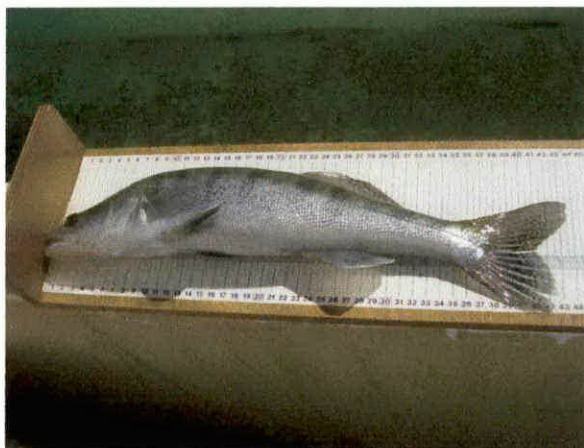


Figure 37: Mesurage du Sandre.

3.4. Reproduction

3.4.1. Sélection des géniteurs

Les signes incontestables de la maturité des géniteurs sont à peu près les mêmes dans toutes les espèces (Woynarovich & Horváth, 1981), mais ce que nous avons observé chez nos poissons, ce sont ces caractéristiques :

Femelles :

- ✦ Abdomen bien arrondi (**fig. 38**).
- ✦ Orifice génital gonflé et rougeâtre (**fig. 39**).



Figure 38 : Abdomen bien arrondi chez la femelle du Black-bass



Figure 39 : Orifice génital de la femelle du Black-bass

Mâles :

- ✦ Suintements de la laitance sous la pression de la main.

3.4.2. Reproduction naturelle aménagée du **Black-bass**

Sachant que le Black-bass est un poisson nidificateur (Bruslé & Quignard, 2001), il existe diverses techniques proposées comme la méthode des "Boxes de ponte" (Arrignon; Huet; Pojoja *in* Schlumberger, 2002) ainsi que l'expérience du *Cemagref* qui montre que la reproduction peut se faire en Bac de 4 m² en y plaçant une cagette de sable grossier avec 1 à 2 mâles pour 3 à 5 femelles (Schlumberger, 2002).

Nous avons opté pour une méthode plus simplifiée en implantant des caisses en plastique (fig.40) avec du gravier préalablement lavé et désinfecté au bleu de Méthylène, ou tout simplement déposer directement le gravier (fig. 41) à même le sol (le fond du bassin) où le niveau de l'eau est de 35 à 45 cm.



Figure 40: Caisse remplie de gravier.



Figure 41 : Nid de gravier.

Lorsque la température a atteint 20.4 °C dans le bassin (**BR**), on y a mis 4 nids, deux au milieu et les deux autres aux deux extrémités du bassin où 3 mâles sont placés avec 5 femelles récupérées du bassin de stockage (**BB**).

Dans le grand bassin, un nid est déposé à chaque coin des quatre coins du bassin pour le reste des géniteurs.

Les bassins étaient alimentés quotidiennement par l'eau du puits avec un débit réglé en fonction de la variation de l'oxygène dissous et de la température (fig. 42, 43).



Figure 42 : Alimentation en eau pour les grands bassins (**BB**), (**BS**).



Figure 43 : Alimentation en eau avec oxygénation du (**BR**).

Nos poissons se nourrissaient dès qu'on leur distribuait une proie vivante, le taux de nourrissage journalier : 1fois/jour avec une quantité indéterminée de poissons fourrages.

3.4.3. Hypophysation

- Préparation des broyats d'hypophysés.

La dose est déterminée d'après le poids, le nombre et le sexe des géniteurs (Woyanovich & Horváth, 1981); après quoi, on pèse le nombre de glandes **pituitaires** et on procède à leur broyage au pilon d'un petit mortier en porcelaine (fig. 44) en s'assurant qu'il est parfaitement sec.

On ajoute alors immédiatement 1ml de solution saline (sérum physiologique) (fig. 45) mesurée dans une seringue graduée. Après être assurés que la poudre de **pituitaire** et la solution soit bien mélangées, la préparation est aspirée à l'aide d'une autre seringue laissant le tissu résiduel déposé au fond du mortier.



Figure 44 : Broyage des glandes hypophysaires **Figure 45** : Préparation de l'injection.

3.4.4. Reproduction induite du Sandre

Après une courte période de stabulation et au début du mois de Mars, la température moyenne de l'eau atteignait approximativement les 17 °C dans le bassin (BR), nous avons alors décidé d'entamer un traitement hormonal sur un couple de Sandre (**tab. 9**). Le choix des géniteurs était en fonction des critères cités auparavant.

Tableau 9 : Dosage et rythme d'application pour le Sandre

Couple Sujet Sexe	1 ^{er} couple		2 ^{ème} couple		
	03	04	10	02	
Poids (kg)	1.8	1.3	1.6	0.6	
Longueur (cm)	54.5	53.0	52.0	43.5	
Marquage	Marron	Gris	Marron-gris	Cuivre	
Dose de l'extrait hypophysaire de la carpe = 4 mg/kg de poids vif du poisson					
1^{ère} Essai					
Date, dose (mg) et T°C	1 ^{ère} injection (1/2 Dose)	06/03/2007 à 19°C 3.6	2.6	19/03/2007 à 18°C 3.2	Aucune injection
	2 ^{ème} injection (1/2 Dose)	Après 24heurs à 19°C		Après 24heurs à 16°C	
	Dose totale	3.6	2.6	3.2	3.0
		7.2	5.2	6.4	6.0
2^{ème} Essai					
Date, dose (mg) et T°C	1 seule dose	19/03/2007 à 17°C 3.6	2.6	Aucune injection	Aucune injection

Méthode employée :

- une dose d'hormone pour la femelle divisée en deux fois (deux injections) à 24 heures d'intervalle.
- une dose d'hormone pour le mâle divisée en deux fois (deux injections) à 24 heures d'intervalle (**tab. 9**).

Les géniteurs sont anesthésiés (fig. 46) successivement (0.5 à 1 ml de Phénoxy-éthanol/10 l d'eau) dans une bassine et laissés environ 5 mn jusqu'à arrêt des mouvements.



Figure 46 : Sandre sous anesthésie

Selon le dosage prescrit, l'injection est la plus souvent intra péritonéale (fig. 47), la piqûre se faisant sous une nageoire pectorale ou pelvienne en enfonçant l'aiguille en oblique vers l'avant entre les écailles. Dans le cas d'injections intra musculaires dorsale (fig. 48) (Woynarovich & Horváth, 1981). Une partie de la solution se trouve souvent expulsée dès le retrait de l'aiguille, par contraction de la musculature, on ignore alors la quantité de produit restant réellement dans le corps du poisson (Schlumberger, 2002). Nous avons pratiqué les deux opérations sur nos poissons.



Figure 47 : Injection intra péritonéale



Figure 48 : Injection intra musculaire dorsale.

Après la première injection, qui selon Khatal et Remili (1992) induit le déplacement de la vésicule germinative vers le micropile chez les poissons sensibles et insensibles, les sujets injectés sont placés dans des Race-Way (**fig. 49**) à l'intérieur de l'établissement et maintenus dans la pénombre (carton) et au calme. L'eau a été chauffée à 18 °C en utilisant un thermostat et bien oxygénée à l'aide de diffuseurs reliés à une pompe à air (**fig. 50**) issus d'une fabrication artisanale. Nous avons mis à leur disposition un nid artificiel.

15 jours après, nous avons réinjecté le même couple avec la moitié de la dose totale précédente. Le même jour, un autre couple a reçu un traitement hormonal.

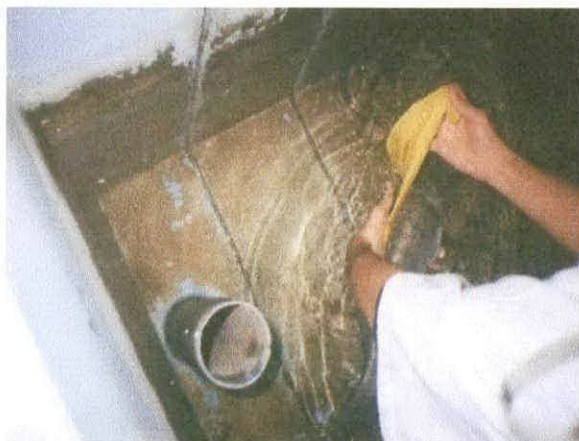


Figure 49 : Sandre en Race-Way.



Figure 50 : Oxygénation du Race-Way.

Seulement nous avons changé la manière de procéder à l'injection :

- Une dose d'hormone pour la femelle divisée en deux fois (2 injections) à 24 heures d'intervalle.
- Une demie dose d'hormone pour le mâle en une seule injection effectuée au moment de la seconde injection de la femelle (tab. 9).

Le couple a été placé dans un autre Race-Way à côté du premier recevant les mêmes conditions et mis à leur disposition un nid artificiel.

3.4.5. Reproduction induite du Black-bass

Stickney (1988, 1993) précise que si les méthodes intensives sont utilisées par quelques écloseries aux Etats Unis, ou leur préfère la méthode naturelle qui donne d'aussi bonne résultats et demande moins de travail (Schlumbeger, 2002).

On verra dans le prochain chapitre, que dans notre cas, l'induction hormonale a joué un rôle important dans la reproduction du Black-bass.

Après un mois restés dans le bassin (BR), à la mi Mai (T°C ~ 21.6), nous avons décidé d'injecter un couple de géniteurs qu'on a marqué.

Un nid à été mis leur disposition auparavant à l'extrémité du bassin en séparant le couple des autres individus une plaque grillagée.

Le mâle et la femelle n'ont reçu qu'une seule dose d'HCG chacun d'une valeur de 4500 UI/kg avec 1 g d'hypophyse. L'injection a été intra péritonéale. Ça été mentionné qu'au bout de 48 heures, l'hormone déclancherait la ponte des sujets (Schlumbeger, 2002).

Tableau 10 : Dosage et rythme d'application pour le Black-bass

Date	15/05/2007 à 24 °C	
Couple	1 seul couple	
Sujet	05	12
Sexe	♀	♂
Poids (kg)	1.1	09
Longueur (cm)	38.5	37.8
Marquage	Jaune	Bleu
Un essai une seule injection	Une seule dose de 4500 UI de HCG/kg de poids vif à chacun plus 1g d'hypophyse	

3.5. Fécondation et incubation des œufs du Black-bass :

Quatre jours après le traitement hormonal induit à un couple de Black-bass, à base d'hypophyses et d'HCG, nous avons remarqué que le gravier a été déblayé ainsi que celui d'un autre couple non traité. Nous en avons déduits que la ponte a du se produire à 48 h ou 72h après l'injection pendant le week-end (arrêt des activités).

Notre stupéfaction a été d'autant plus grande en nous apercevant que des œufs étaient déposés sur toute la surface du nid et adhéraient au substrat. Leur coloration se situait entre le jaune et l'orange (1mm de diamètre) (fig. 51). La femelle dépose 5000 à 15000 œufs sur les graviers (Schlumberger, 2002).

La fécondation des œufs s'est faite naturellement et leur incubation a duré 3 jours (si on compte à partir de 48 h de l'injection) à une température moyenne de 22 °C ce qui correspond à : 50 à 65 °C×j.

Selon Arrignon ; Huet ; Pojoja *in* Schlumberger (2002) l'incubation se fait de 130 à 180°C×j à 18°C. L'eau du bassin est aérée quotidiennement.

Le mâle assurait la garde des œufs (fig. 52) puis des larves qui restaient en groupe dense jusqu'à ce que les géniteurs soient transférés dans le grand bassin (BB) au sixième jour de la ponte et mis à leur disposition 4 autres nids pour d'éventuelles reproductions.

On verra par la suite la méthode utilisée pour calculer le nombre d'œufs ainsi que le taux d'éclosion.



Figure 51 : Dimension de l'œuf



Figure 52 : Un mâle surveillant les œufs.

3.6. Éclosion des œufs du Black-bass

○ Méthode d'évaluation du taux d'éclosion et le nombre des œufs :

Nous avons pris un échantillon de 80 œufs fécondés et adhérant à une plaquette en plastique (fig. 53), lors de l'éclosion 16 ont été putréfiés. Donc pour les taux d'éclosion et de mortalité :

$$\begin{array}{l} 80 \text{ œufs} \longrightarrow 100 \% \\ 16 \text{ œufs} \longrightarrow X1 \end{array}$$

$$X1 = 100 \times 16 / 80 = 20 \%$$

- Le taux de mortalité est de 20 %

- Le taux d'éclosion est de 80 %

La surface de la plaquette est de 18 cm²

La surface du nid est environ 600 – 1000 cm²

18 cm ²	→	80 œufs
600 cm ²	→	X ₂
1000 cm ²	→	Y

$$\sim 3000 \text{ œufs} \quad X_2 = 600 \times 80 / 18 = 2666$$

$$\sim 5000 \text{ œufs} \quad Y = 1000 \times 80 / 18 = 4444$$

Donc pour un poids moyen de 1,5 kg, on a obtenue ~ 3000- 5000 œufs c'est-à-dire la fécondité est de ~ 2000 - 3500 œufs/kg de poids vif de la femelle.



Figure 53 : Nid après l'émission des œufs avec la garde du mâle.

3.7. Alevinage du Black-bass

3.7.1. Méthode:

Lorsque la reproduction a lieu dans le bassin de ponte (BR), au bout d'une semaine, les géniteurs sont récupérés mais pas les larves qui nagent à présent hors de leurs nids et individuellement. La température moyenne de l'eau du bassin était de 22°C. L'eau est aérée régulièrement mais la valeur d'oxygène était un peu faible et est descendue au dessous de 6 mg/l.

Le bassin est abondamment fertilisé pour favoriser le zooplancton et enrichir le milieu ; pour cela, un gros sac rempli de bouse de vache a été déposé. Une quantité très importante et très dense de cladocères (*Daphnia sp*) est observée avec une couleur (orange saumon) et une végétation submergée.

A une semaine de l'éclosion, la taille moyenne des larves atteignait 7 mm, nous avons décidé alors de poursuivre notre étude sur la croissance du Black-bass (sur une période de 5 semaines) en transférant un lot d'une soixantaine d'individus dans un tout autre milieu (aquarium) et garder un œil sur les larves qui restent dans le bassin.

Après 8 jours passés dans le bassin à reproducteur (BR), les larves (68 individus) ont été transportées dans une autre station. Nous les avons mis dans un sachet de congélation doublé en laissant un vide pour l'oxygénation (fig. 54) que nous avons placé par la suite dans une glacière avec un bocal rempli de cladocères que nous avons pris du même bassin. Pour rentrer à la station 2, nous avons pris le transport en commun.

Le transport a duré environ 1h 30, mais une fois arrivés à la station, nous avons retrouvé nos larves en bon état. Le sachet est placé dans l'aquarium rempli d'eau afin d'égaliser la température avec celle de l'eau de l'aquarium pour enfin les relâcher dans l'eau.

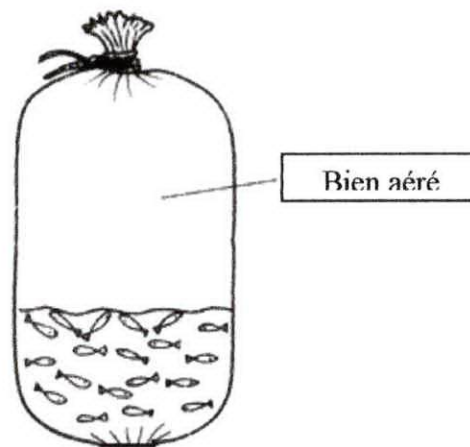


Figure 54 : Conditionnement des alevins pour le transport.

Les dimensions de l'aquarium (fig. 55) sont de (40 x 45 x 75 cm) avec un volume d'eau de (0,09 m³), l'aquarium est équipé d'une pompe à oxygène avec diffuseur et d'un thermostat.



Figure 56 : Aquarium utilisé pendant l'alevinage.

Deux semaines après, un second lot (32 individus) a été apporté de la même façon que le premier et placé dans un autre aquarium. Nous ferons, dans le prochain chapitre, une comparaison entre les deux lots en se rapportant à la taille.

3.7.2. Alimentation :

Après une phase zooplanctonophage, les jeunes Black-bass sont insectivores (à partir de 10-12mm) avant de devenir ichthyophages (taille : 5 cm) (Schlumberger.2002).

Le tableau 9 résume la principale nourriture distribuée en fonction de l'âge.

Tableau 11 : Principale nourriture distribuée pendant l'alevinage

Age	Nourriture
Alevin de 10 jours (Lt moy = 8mm)	Phytoplancton + jaune d'œuf.
10 à 20 j (Lt moy = 10mm)	Cladocères + Artémia + larves d'insectes.
>20 j (Lt moy = 12mm)	Petits crustacés + alevins de Barbeau +
>20 j (Lt moy = 20mm)*	Cladocères + Artémia + Aliment artificiel.

* Second lot d'alevins.

3.7.3. Culture du plancton:

Nous avons mis les cystes d'Artémia récoltés du Chott Melghigh par notre promoteur et deux de nos camarades dans un flacon rempli d'eau de mer enrichie par un nutriment de préférence naturel.

Le temps d'incubation des œufs : 24 h à 72 h selon la qualité des œufs séchés (cystes). Tous les cystes n'éclosent pas en même temps. L'embryon reste encore attaché à son œuf quelque temps (fig. 56, 57 et 58). Le nauplii est attiré par la lumière, il a tendance à s'accumuler dans ces zones là, ça nous a facilité sa capture par aspiration. L'eau du flacon était chauffée à une température de 28°C avec de l'oxygénation.

Des daphnies ont été cultivé dans un récipient en plastique ; elles ont été maintenues dans l'eau du milieu d'où elles ont été récoltées, l'eau étant gardée oxygénée (fig. 59).

Nous avons aussi cultivé une souche de phytoplancton dans un flacon, éclairé par les néons du laboratoire et oxygéné avec un diffuseur relié une pompe à air (fig. 60).

Le flacon arrivé à sa concentration maximum en phytoplancton est destiné au bac d'élevage des daphnies et des alevins, puis on rajoute de l'eau de ville au flacon. Il aurait été souhaitable de rajouter un engrais, vendu chez le fleuriste pour mieux enrichir le flacon de la culture du phytoplancton.

Les petits crustacés et les alevins de Barbeau ayant servi à nourrir les alevins de black-bass ont été récoltés par notre promoteur et deux de nos camarades du barrage d'Aïn Zada (W.de Bordj Bou-Arréridj).

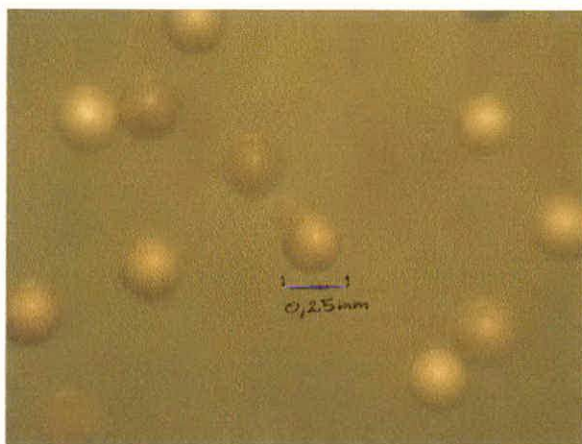


Figure 56 : Cystes d'Artémia au moment de l'éclosion



Figure 57 : Nauplii d'Artémia.



Figure 58 : Culture d'Artémia.



Figure 59 : Culture des cladocères (*Daphnia sp.*).



Figure 60 : Culture de phytoplancton

Chapitre IV

RESULTATS ET ANALYSES

1. Reproduction

• *Lucioperca lucioperca*

Pour les deux couples qui ont subi un traitement hormonal et pour les deux frayères mises à leur disposition, l'opération de reproduction du Sandre n'a pas abouti aux résultats attendus.

La raison en est l'extrême sensibilité de cette espèce aux manipulations répétées, au transport, aux changements brusques de température et à une période de sous alimentation. Elles sont autant de causes de stress du poisson qui facilite l'apparition de maladies d'ordre viral, bactérien ou parasitaire.

Les géniteurs traités sont remis dans le grand bassin à l'extérieur avec le reste des géniteurs.

Le stress a provoqué des réactions à long terme, chez la totalité de nos poissons qui se sont manifestées dès le début de l'expérience.

Observés à l'œil nu, ils ont présenté les symptômes suivants :

- ◆ Refus de s'alimenter.
- ◆ Immobilité.
- ◆ Nage difficile.
- ◆ Mise à l'écart du groupe.
- ◆ Exophtalmie.*
- ◆ Gonflement de l'abdomen.*

Nous avons essayé de minimiser les pertes en maintenant les poissons dans les meilleures conditions possibles tout en surveillant la température de l'eau et l'oxygène dissous, en changeant ou en aérant l'eau quasi quotidiennement et en leur apportant un peu de nourriture (*Gambusia affinis*). En vain, leur état continuait à s'aggraver et a même causé la mortalité de quelques individus après avoir été contaminés un à un.

A la fin, une décision a été prise par les responsables du centre de rendre les spécimens atteints mais vivants dans leur milieu naturel (Retenue collinaire de Cap Djinet (W. de Boumerdes).

• *Micropterus salmoides*

Pour le premier lot composé de 3 mâles et 5 femelles occupant le bassin (BR) dont un couple a reçu une dose unique de 4500 UI d'HCG et 1g d'hypophyse et pour les 4 frayères que nous avons mises à leur disposition, 2 d'entre elles (y compris celle du couple traité) a été chacune occupée par un mâle et présentaient un nombre considérable d'œufs (2000 à 3500), les autres étaient vides.

* Signes apparus à environ un mois après l'injection hormonale chez la majorité des spécimens.

Quatre jours plus tard, le taux d'éclosion a été estimé à 80 %, cette forte éclosion a été engendrée par une hausse de la température (22 °C environ) survenue à partir du jour où s'est produite l'injection.

Le lot conditionné dans le grand bassin (BB) sans traitement hormonal, était maintenu dans de bonnes conditions climatiques, physico-chimiques, une alimentation régulière, l'état avancé de la maturation des géniteurs, et pourtant, n'a fait l'objet d'aucune reproduction.

Ce résultat confirme le succès de l'hypophysation que nous comparons avec ce qui est cité dans la littérature :

- L'hypophysation est la voie qui a donné le plus de résultats positifs, elle correspond à une injection d'extrait d'hypophyse qui stimule directement les gonades pendant les dernières phases du cycle sexuel (maturation et ovulation) (Ricard *in* Khatal & Remili, 1991). Des méthodes ont été élaborées visant l'utilisation d'extraits d'hypophysés associés à d'autres substances comme les gonadostimulines de mammifères (Harvey & Hoar *in* Khatal & Remili, 1991). Ces gonadostimulines peuvent se trouver sous la forme d'HCG extraite de l'urine de la femme enceinte (Khatal & Remili, 1991).
- Les facteurs externes peuvent aussi intervenir dans le processus de maturation des gonades, le déclenchement de l'ovulation et la ponte. Ceci est basé sur le fait que pour chaque espèce, il existe un ou deux facteurs environnementaux conduisant au frai. Dans les élevages, cette voie d'induction de la ponte est très pratique et fournit des œufs de bonne qualité (Lam *in* Khatal & Remili, 1991). Elle peut être combinée, pour un meilleur effet, à l'induction hormonale. Dans ce cas, les poissons matures sont injectés à l'aide de l'hormone appropriée et sont placés dans un bassin avec un substrat de ponte et de conditions environnementales conduisant à la ponte (Khatal & Remili, 1991).
- Le couple qui n'a subi aucun traitement hormonal mais était en présence du couple traité dans le même bassin (seule une barrière en tulle les séparait), a tout aussi bien donné de bons résultats. Nous avons pensé qu'une fois le poisson injecté pouvait expulser des produits chimiques de son corps, émettre des phéromones ou bien changer de comportement que le poisson non traité les recevait par simple vision ou olfaction en déclenchant chez lui l'ovulation et la ponte.

Nous avons la preuve que chez une autre espèce *Cirrhina molitorella* (mud carp), il est possible d'induire la ponte des femelles quand elles sont en présence d'autres femelles actives en ponte et qui ont subi déjà des traitements hormonaux (Well & Coll. *in* Khatal & Remili, 1991).

Un autre cas a été cité par Yambe et Yamazaki *in* Bruslé & Quignard (2002) précisant que des partenaires immatures d'*O. masou* qui sont non sensibles aux phéromones sexuelles acquièrent une réceptivité aux signaux chimiques urinaires émis par les femelles après un traitement par des hormones androgènes comme la méthyltestostérone MT, ce qui témoigne de l'existence précoce de récepteurs olfactifs sous contrôle stéroïdien.

En conclusion, tout ceci pourrait se rapporter sur l'hypothèse que la reproduction du couple non traité a été engendrée à l'instar du couple induit par des hormones et ce qui expliquerait aussi pourquoi les géniteurs, du grand bassin (BB), tous matures, n'ont donné aucun résultat pourtant à la bonne période et dans de bonnes conditions.

Malheureusement, nous n'avons pu concrétiser un suivi de l'embryogénèse, nous l'avons effectué qu'à partir de l'éclosion :



Figure 61 : Éclosion après 96 h

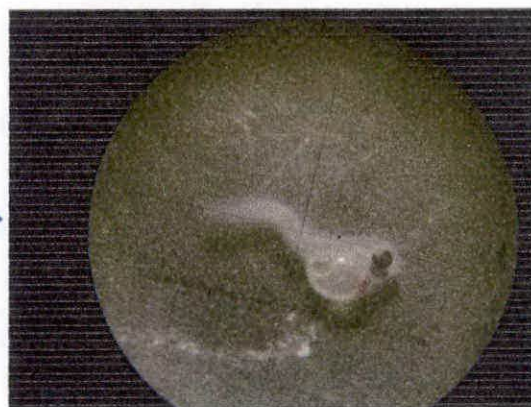


Figure 62 : Larve de 3 jours (72 h après l'éclosion)

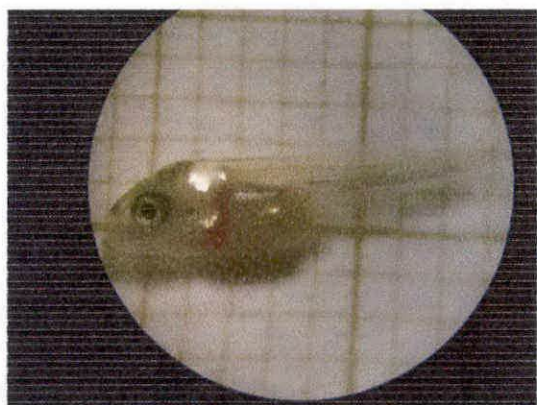


Figure 64: Alevin de 11 jours

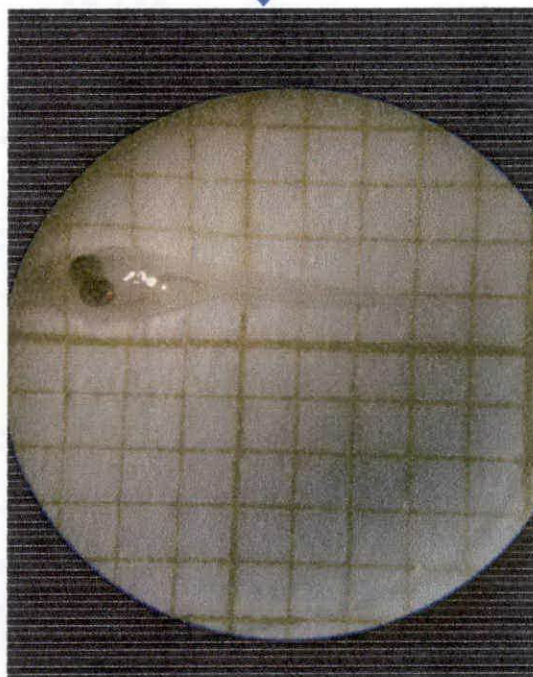


Figure 63 : Larve d'une semaine

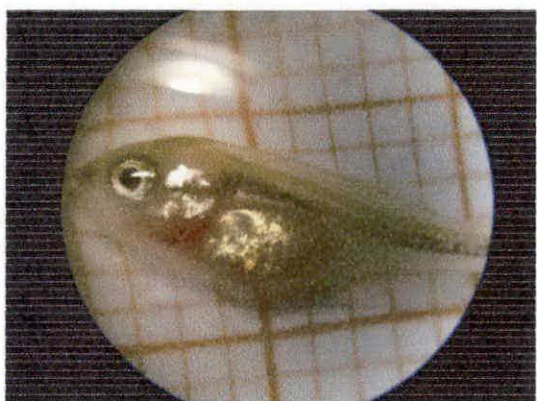


Figure 65 : Alevin de 17 jours

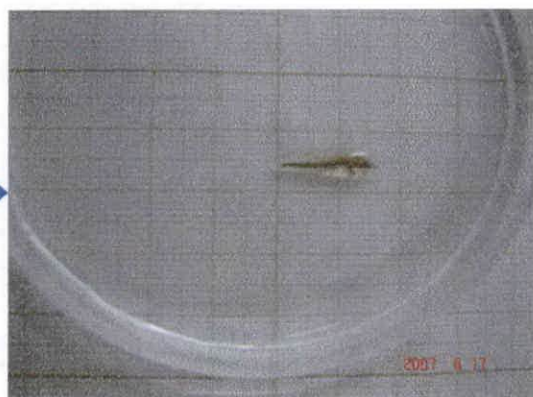


Figure 66 : Alevin de 24 jours.

2. Croissance :

Le suivi des stades larvaires (fig. 60 à 64) s'est effectué au laboratoire pendant 5 semaines. Le premier lot, a été mis en aquarium une semaine après l'éclosion, le second 21 jours après l'éclosion dans un autre aquarium.

La période larvaire a été marquée essentiellement par le développement des organes digestifs et respiratoires mais le fonctionnement de certains organes comme la bouche, les branchies et la vessie natatoire n'était pas encore déclenchée. La larve puise les substances nécessaires à sa croissance et à son développement au niveau du sac vitellin durant trois jours, la taille de ce dernier diminue jusqu'à la disparition totale, par la suite, elles commencent à chercher leur nourriture (Ait Zaï, 2000).

En aquarium :

Une semaine après l'éclosion, nous avons entamé l'étude de la croissance sur le premier lot d'alevins selon un mode intensif, du point de vue physiologique.

1^{er} jour* :

- ✦ Éclosion de l'œuf (LT~ 5mm).
- ✦ Larve transparente.
- ✦ Sac vitellin visible.

3^{ème} jour* :

- ✦ (LT~ 6mm).
- ✦ Allongement du corps.
- ✦ Yeux très apparents.
- ✦ Diminution corrélative des réserves vitelline.
- ✦ Formation du tube digestif.

7^{ème} jour :

- ✦ (LT~ 7mm).
- ✦ Bouche apparente.
- ✦ Tube digestif devient très apparent.
- ✦ Yeux pigmentés.

11^{ème} jour :

- ✦ (LT~ 9mm).
- ✦ Aliments visibles au niveau du tube digestif.
- ✦ Tâches pigmentaires sur la tête et la face dorsale.
- ✦ Formation des nageoires dorsale et caudale.

17^{ème} jour :

- ✦ (LT~ 12mm).
- ✦ Bouche bien apparente (mâchoire inférieure proéminente).
- ✦ Ligne latérale noire visible.
- ✦ Formation des nageoires pectorales.

24^{ème} jour :

- ✦ (LT~ 19mm).
- ✦ Toutes les nageoires sont formées.
- ✦ Pigmentation très accentuée sur le dos et les flancs.

* Dans le bassin

A 21 jours de l'éclosion, le second lot apporté et mis dans un autre aquarium (mêmes dimensions que le premier).

21^{ème} jour :

- ✦ (LT~ 45mm).
- ✦ 1 nageoire caudale entrecoupée.
- ✦ 1 nageoire anale.
- ✦ 1 nageoire dorsale :
 - Partie souple bien développée.
 - Partie épineuse moins développée.
- ✦ 1 nageoire ventrale à peine distinguée.
- ✦ 2 nageoires pectorales.
- ✦ Ligne latérale observée sous loupe binoculaire sous forme de nuages de points noirs allant de la nageoire caudale et se terminant jusqu'à l'alentour de l'œil.
- ✦ Une pigmentation moins accentuée sur le dos.
- ✦ Mâchoire inférieure bien évidente sous loupe binoculaire.
- ✦ Parties génitales invisibles au microscope.

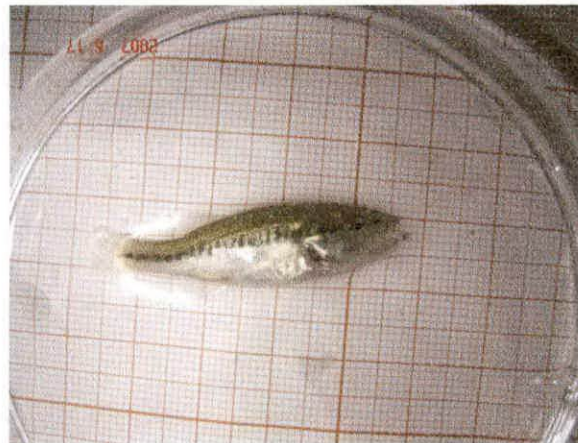


Figure 67 : alevin de 24 jours issu du bassin.

A 21 jours de l'éclosion, nous avons constaté un grand écart dans la croissance de l'alevin issu de l'aquarium et celui du bassin (**BR**). Cette distinction, on la retrouve surtout au niveau de la longueur totale, due probablement à la différence des deux milieux et aux conditions d'élevage (alimentation, eau (qualité et quantité), dimensions des milieux d'élevage, paramètres physico-chimiques,...).

Le suivi du stade larvaire n'a pas été réalisé en bassin.

La figure 68 représente la croissance larvaire en fonction de la longueur en réalisant une comparaison distinctive entre les deux lots :

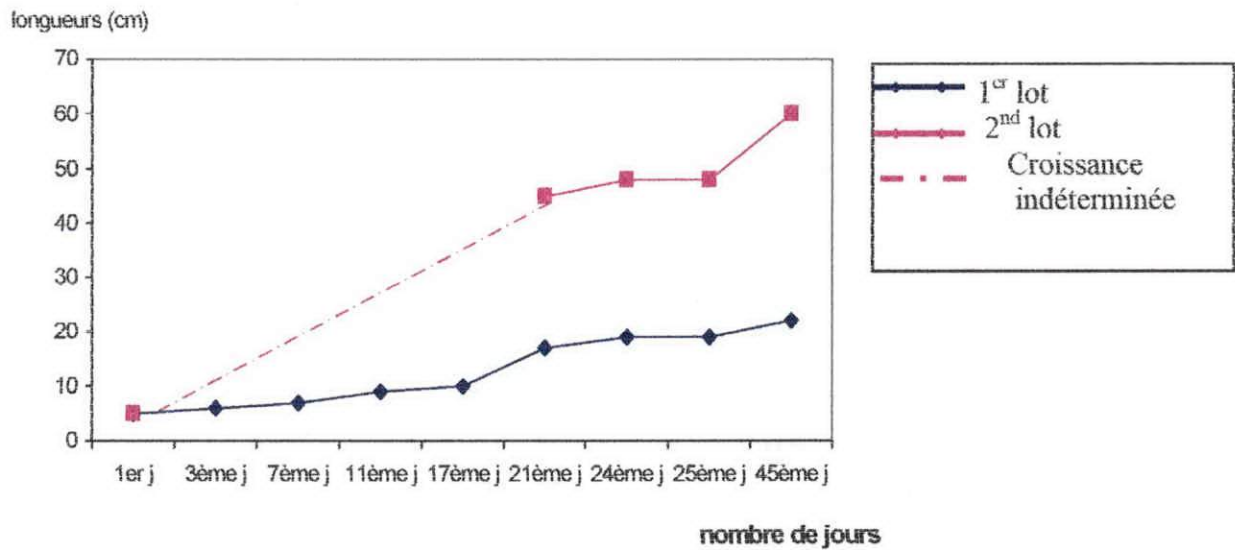


Figure 68: Courbe de la croissance des alevins en longueur

$$\text{Taux de croissance} = ((6-5) + (7-6) + (9-7) + (10-9) + (17-10) + (19-17) + (19-19) + (22-19))/8 = 2,12 \text{ mm.}$$

3. Mortalité

Nous avons enregistré un fort taux de mortalité pour les deux lots ;

- ⊕ Chez les alevins de 13 jours (1^{er} lot), nous avons assisté à un cannibalisme au détriment des plus faibles (fig. 68), par manque de nourriture naturelle.

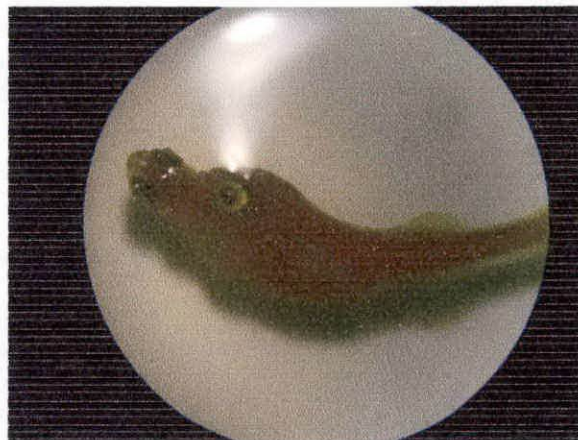


Figure 69 : cannibalisme chez le jeune Black-bass

- ⊕ Une alimentation artificielle a été distribuée quand l'aliment naturel faisait défaut, cependant nos alevins devenant ichtyophages à 5 cm, refusait cette nourriture.

Conclusion : La principale cause de la mortalité des alevins reste le manque de nourriture.

Le tableau 10 et la figure 69 retracent l'évolution de la mortalité dans les deux lots expérimentaux pendant la durée du suivi larvaire (45j).

Tableau 12 : Suivi de la mortalité dans les deux lots expérimentaux

Jours	Nombre d'individus morts	
	1 ^{er} lot (68 individus)	2 nd lot (32 individus)
1	0	-
2	0	-
3	4	-
4	2	-
5	2	-
6	8	-
7	10	-
8	10	-
9	10	-
10	12	-
11	1	-
12	0	-
13	1	-
14	1	0
15	0	9
16	1	1
17	0	1
18	1	2
19	1	1
20	1	3
21	0	7
22	0	5
23	0	2
24	0	0
45	0	0

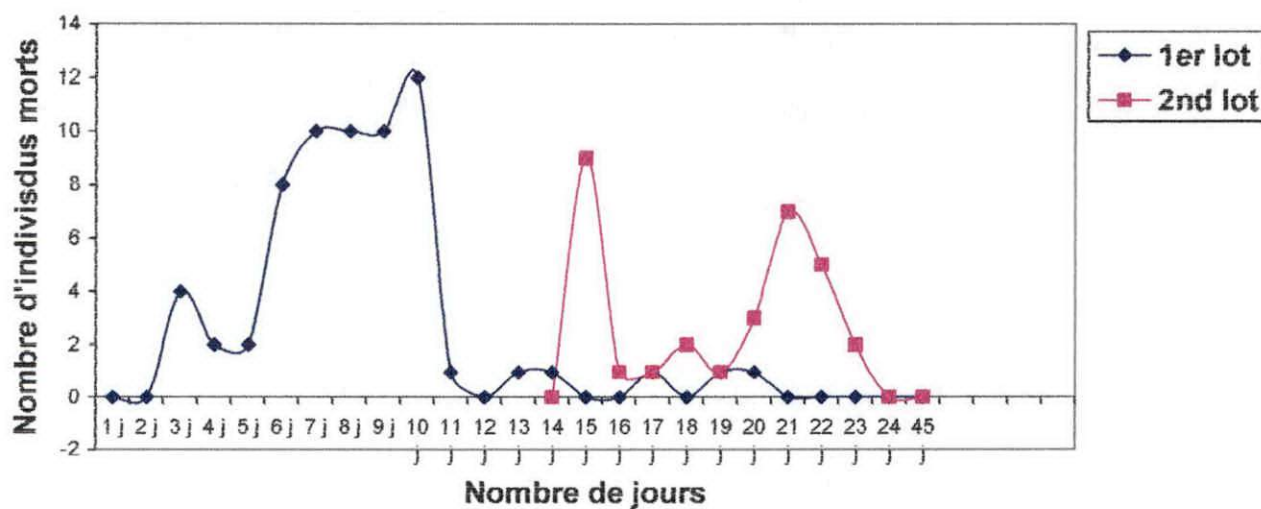


Figure 70 : Courbe de mortalité durant la période de suivi larvaire

Conclusion

La promulgation de la loi n° 01-11 relative à la pêche et à l'aquaculture après avoir été adoptée et dont la teneur suit :

Article 38. – l'état veille à la valorisation des plans d'eau continentaux par l'exercice de la pêche et adopte les mesures appropriées pour l'amélioration des stocks de reproducteurs, l'introduction de nouvelles espèces et le peuplement et repeuplement des plans d'eau.

L'exploitant du plan d'eau est tenu de participer périodiquement à la reconstitution du patrimoine aquacole par des lâchers d'alevins et de larves provenant d'établissements d'élevage et de culture, nationaux ou étrangers, après avis des autorités concernées.

A notre avis, il serait préférable de se concentrer sur la production nationale d'alevins issus de reproductions réalisées et maîtrisées chez nous sur des espèces autochtones en évitant ainsi ou en diminuant les opérations d'importation. En se basant sur cette politique de développement, on pourra résoudre la problématique qui se pose actuellement et qui se résume dans la consommation très faible de poissons par le citoyen Algérien.

Les principaux objectifs sont fondés essentiellement sur :

- ✦ L'exploitation de nos ressources de manière économique.
- ✦ La pérennité de la ressource, la richesse et la prise de mesures pour l'emploi de manière durable.
- ✦ La valorisation des expériences et la recherche scientifique de façon intelligente.
- ✦ Une pêche intégrée dans le tourisme, l'agriculture, le sport et les loisirs.
- ✦ La préservation des écosystèmes naturels fauniques et faunistiques.

D'autre part, il serait recommandable de compléter notre étude faite sur le Black-bass notamment :

- Dans l'entreprise d'études histologiques sur les poissons afin de reconnaître avec certitude le sexe et classer sans difficulté les individus matures et les individus immatures.
- Compléter avec des études scalimétriques en examinant les écailles des poissons et définir les âges qui correspondent à la taille de la maturité sexuelle plus la méthode indirecte.
- Vérifier l'état de maturation de chaque femelle par otoscopie.
- Déterminer ainsi dans les conditions climatiques de notre pays, la période exacte et adéquat à l'hypophysation et l'induction de la reproduction chez cette espèce.
- maîtriser la manipulation de facteurs externes tels que la température et la photopériode qui pourrait conduire à la reproduction « hors saison ».

L'association d'extraits hypophysaires à l'HCG a présenté des avantages certains dans la reproduction de nos poissons. Or, utilisés seuls, ces extraits auraient posés quelques problèmes :

- un cout élevé sur le marché international.
- Difficulté d'approvisionnement en hypophyse en temps voulu.
- Leur insuffisance pour l'induction surtout pour le Black-bass qui demande une grande quantité d'hypophyse

Pour cela, il faudrait exceller dans son extraction de la carpe royale et de barbeau.

Enfin, une organisation et un encadrement technique et scientifiques continus spécialisés dans la pisciculture des poissons dulcicoles, pourraient participer, en relation avec les autres autorités concernées, à la définition et au suivi des programmes et actions en rapport avec le développement de la pêche et de l'aquaculture.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Aït Zaï, S. (2001)** – ~~Le suivi des stades larvaires~~ et du premier alevinage chez la carpe royale *Cyprinus carpio* (L.1758), Mémoire – ITPA, Alger.
- Amoros, C. (1984)** – Crustacées cladocères, Extrait de bulletin mensuel de la scolarité linnéenne – Université de Claude-Bernard, Lyon, 63p.
- Bernard, D. (1969)** – Les copépodes des eaux continentales d'Europe occidentale : Cyclopoïdes et biologie, tome I – Faculté des Sciences de Paris.
- Bernard, D. (1969)** – Les copépodes des eaux continentales d'Europe occidentale : Cyclopoïdes et biologie, tome II – Faculté des Sciences de Paris.
- Berrachdi, D. & Si-Abderrahmane, F. (2006)** – Analyse physico-chimique et écologie du phytoplancton et du zooplancton du barrage Bouhanifia (W. Mascara), *Mém. Ing. Ecol. Anim.* U.S.T.H.B, Alger
- Bouali B., Zouakh D.E. et Bouaziz, A. (2006)** - Étude de la croissance du sandre : *Sander lucioperca* et essai de reproduction contrôlée. Comm. 3^{èmes} Journées Franco-Tunisiennes de Zoologie, Tabarka 3- novembre 2006.
- Bruslé, J. et Quignard, J. P. (2001)** - Biologie des poissons d'eau douce européens - Tec et Doc édition, Paris, 625p.
- Bruslé, J. & Quignard, J. P. (2004)** – Les poissons et leurs environnements - Tec et Doc édition, Lavoisier, Paris, 1592p.
- C.E.N.E.A.P. (2005)** – Répartition spatio-temporelle des opérations de peuplement et de repeuplement des plans d'eau – Schéma directeur de développement des activités de la pêche et de l'aquaculture horizon 2025, Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques.
- Gaëlle, B. Laure, B. Yann, D. Hervé, D. Thierry, P. Michel, R. et Christophe, V. (1998)** – Aquaculture – Synthèse Agricole édition.
- Goubier, J. (1975)** – Biogéographie, biométrie et biologie du Sandre, *Lucioperca lucioperca* (L.), Osteichthyen, Percidé, Thèse Doct ès sciences – Université Claude Bernard, Lyon.
- Khatal, Y. & Remili, A. (1992)** –Reproduction artificielle ou semi contrôlée de : *Stizostedion lucioperca*, *Cyprinus carpio*, *Hypophthalmichthys molitrix*, *Carassius aurata*, concepts et expérimentation. *Mém. Ing. Aquaculture.* Université de Annaba.
- Meddour, A. Rouabah, A. Meddour-Bouderda, K. Loucif, N. Remili, A. & Khatal, Y. (2005)** – Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Sander lucioperca*, *Hypophthalmichthys molitrix*, *Sciences & Technologie* Constantine-Algérie.
- Pascal, T. Nausicaa, N. & Violaine, K. (2005)** – Guide des bonnes pratiques de gestion piscicole d'étangs – SMIDAP édition.
- Poulet, N. (2004)** – le sandre (*Sander lucioperca* (L.)) : Biologie, comportement et dynamique des populations en Camargue (Bouches du Rhône, France), Thèse Doct sciences – Université Toulouse III – Paul Sabatier, Toulouse.
- Rodier, J. (1996)** – Analyse de l'eau – Dunord édition, 8^{ème} édition, 1375p.
- Schlumberger, O. (2002)** – Mémento de pisciculture d'étang – Tec et Doc édition, 4^{ème} édition, Paris, 238 p.
- Schlumberger, O. (1997)** – Mémento de pisciculture d'étang – Tec et Doc édition, 3^{ème} édition, Paris, 238 p.
- Woyanovich, E. & Horváth, L. (1981)** – La reproduction artificielle des poissons en eaux chaude : manuel de vulgarisation FAO – Tec et Doc édition, Pêche, (201) : 191p.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau

<u>1</u>	Historique des opérations de peuplement et de repeuplement ichtyologiques (alevins ou géniteurs) en Algérie de 1982 à 2006 (Meddour <i>et al.</i> , 2005) et (CENEAP, 2006).	2
<u>2</u>	Moyennes mensuelles des températures et des précipitations du barrage Bou-Hanifia durant la période (1995-2004).	14
<u>3</u>	Données des paramètres physico-chimiques prélevés dans les milieux prospectés (in-situ).	17
<u>4</u>	Étalonnage et mesure d'absorbance des nitrites.	18
<u>5</u>	Étalonnage et mesure d'absorbance des nitrates.	19
<u>6</u>	Étalonnage et mesure d'absorbance du phosphore.	20
<u>7</u>	Appréciation des résultats.	21
<u>8</u>	Composition qualitative du zooplancton du barrage de Bou-Hanifia.	22
<u>9</u>	Dosage et rythme d'application pour le Sandre.	34
<u>10</u>	Dosage et rythme d'application pour le Black-bass.	36
<u>11</u>	Principale nourriture distribuée pendant l'alevinage.	40
<u>12</u>	Suivi de la mortalité dans les deux lots expérimentaux.	48

LISTE DES FIGURES

Figure

<u>1</u>	Distribution du sandre et du black-bass au nord de l'Algérie.	5
<u>2</u>	Le Sandre (<i>Lucioperca lucioperca</i>).	7
<u>3</u>	Le Black-bass à grande bouche (<i>Micropterus salmoïdes</i>).	8
<u>4</u>	Courbe de la croissance du black-bass et du sandre en longueur.	9
<u>5</u>	Courbe de la croissance du black-bass et du sandre en masse.	9
<u>6</u>	Physiologie de la reproduction chez les poissons. Organes et hormones impliquées dans la reproduction des poissons.	10
<u>7</u>	Barrage de Bou-Hanifia (digue).	15
<u>8</u>	Amont du barrage de Bou-Hanifia.	15
<u>9</u>	Barrage de Bani Bahdel.	15
<u>10</u>	Barrage Sidi M'hamed Ben Ali.	15
<u>11</u>	Retenue collinaire de Cap Djinet.	15
<u>12</u>	Courbe d'étalonnage des nitrites.	18
<u>13</u>	Solutions-étalons des nitrites.	18
<u>14</u>	Courbe d'étalonnage des nitrates.	19
<u>15</u>	Solutions-étalons des nitrates.	19
<u>16</u>	Courbe d'étalonnage du phosphore.	20
<u>17</u>	Solutions-étalons du phosphore.	20
<u>18</u>	<i>Acanthocyclops</i> sp et <i>Neolovenula</i> sp G x 4.	22
<u>19</u>	<i>Daphnia</i> sp G x 4.	22
<u>20</u>	Schéma descriptive d'un filet maillant.	24
<u>21</u>	Filet maillant utilisé (retenue de Cap Djinet)	24
<u>22</u>	Opération de filage.	24
<u>23</u>	Pêche au Sandre.	24
<u>24</u>	Vivier transporté par camion	25
<u>25</u>	Barrage de Bani Bahdel au mois de Mars.	26
<u>26</u>	Ovaires d'une femelle de Black-bass.	26
<u>27</u>	Géniteur de Sandre traité au Bleu de méthylène.	27
<u>28</u>	Géniteur de sandre anesthésié.	27
<u>29</u>	Nids mis à la disposition du Sandre.	28
<u>30</u>	Stabulation du Black-bass.	28
<u>31</u>	Bassin à reproducteur (BR).	29
<u>32</u>	Bassins (BS), (BB).	29

<u>33</u>	Race-ways (RW).	29
<u>34</u>	Nid artificiel pour le Sandre.	29
<u>35</u>	Pesage du Sandre.	31
<u>36</u>	Pesage du Black-bass	31
<u>37</u>	Mesurage du Sandre.	31
<u>38</u>	Abdomen bien arrondi chez la femelle du Black-bass.	32
<u>39</u>	Orifice génital de la femelle du Black-bass.	32
<u>40</u>	Caisse remplie de gravier.	32
<u>41</u>	Nid de gravier.	32
<u>42</u>	Alimentation en eau pour les grands bassins (BB), (BS).	33
<u>43</u>	Alimentation en eau avec oxygénation du (BR).	33
<u>44</u>	Broyage des glandes hypophysaires.	34
<u>45</u>	Préparation de l'injection.	34
<u>46</u>	Sandre sous anesthésie.	35
<u>47</u>	Injection intra péritonéale.	35
<u>48</u>	Injection intra musculaire dorsale.	35
<u>49</u>	Sandre en Race-Way.	36
<u>50</u>	Oxygénation du Race-Way.	36
<u>51</u>	Dimension de l'œuf.	37
<u>52</u>	Un mâle surveillant les œufs.	37
<u>53</u>	Nid après l'émission des œufs avec la garde du mâle.	38
<u>54</u>	Conditionnement des alevins pour le transport.	39
<u>55</u>	Aquarium utilisé pendant l'alevinage.	39
<u>56</u>	Cystes d'Artémia au moment de l'éclosion.	41
<u>57</u>	Nauplii d'Artémia.	41
<u>58</u>	Culture d'Artémia.	41
<u>59</u>	Culture des cladocères (<i>Daphnia</i> sp).	41
<u>60</u>	Culture de phytoplancton.	41
<u>61</u>	Éclosion après 96h.	44
<u>62</u>	Larve de 3 jours (72 h après l'éclosion).	44
<u>63</u>	Larve d'une semaine.	44
<u>64</u>	Alevin de 11 jours.	44
<u>65</u>	Alevin de 17 jours.	44
<u>66</u>	Alevin de 24 jours.	44
<u>67</u>	Alevin de 24 jours issu du bassin.	46
<u>68</u>	Courbe de la croissance des alevins en longueur	47

<u>69</u>	Cannibalisme du jeune Black-bass.	47
<u>70</u>	Courbe de la mortalité des alevins	48

ANNEXE

Tableau

- 1 Longueur, poids et sexe des géniteurs pêchés du Sandre.
- 2 Longueur, poids et sexe des géniteurs pêchés du Black-bass
- 3 Méthode de dosage pour les différents paramètres physico-chimiques
- 4 Relevés journaliers des paramètres physico-chimiques au niveau du bassin à reproducteur du Sandre et du Black-bass (BR) et les Race-Way (RW) du Sandre
- 5 Relevés journaliers des paramètres physico-chimiques au niveau du bassin du Sandre (BS) et du Black-bass (BB)

Tableau 1 : Longueur, poids et sexe des géniteurs pêchés du Sandre

Sujet	Poids (Kg)	Longueur (Cm)	Sexe (♂ ou ♀)	Couleur du marquage
01	1.3	52.6	♀	Jaune
02	0.6	43.5	♂	Cuivre
03	1.8	54.5	♀	Marron
04	1.3	53.0	♂	Gris
05	1.3	52.0	♀	Jaune - Marron
06	1.4	54.0	♀	Jaune - Cuivre
07	1.2	50.5	♂	Gris - Cuivre
08	1.5	54.0	♀	Jaune - Gris
09	1.0	48.0	♀	Cuivre - Marron
10	1.6	52.0	♀	Marron - Gris

Tableau 2 : Longueur, poids et sexe des géniteurs pêchés du Black-bass

Sujet	Poids (Kg)	Longueur (Cm)	Sexe (♂ ou ♀)	Bassin
01	0.7	36.7	♂	BR
02	0.6	31.5	♂	BR
03	1.4	41.0	♀	BR
04	1.2	41.2	♀	BR
05	1.1	38.5	♀	BR
06	0.4	31.0	♂	BR
07	1.9	47.0	♀	BR
08	1.9	47.0	♀	BR
09	1.5	44.0	♀	SB/BB
10	1.6	46.5	♀	SB/BB
11	1.3	43.0	♀	SB/BB
12	0.9	37.8	♂	SB/BB
13	1.6	42.5	♀	SB/BB
14	1.3	42.5	♀	SB/BB
15	0.5	33.5	♂	SB/BB
16	1.7	44.0	♀	SB/BB
17	1.0	34.0	♂	SB/BB
18	1.1	38.0	♀	SB/BB
19	1.2	41.5	♀	SB/BB
20	1.1	38.5	♀	SB/BB

Tableau 3 : Méthode de dosage pour les différents paramètres physico-chimiques

Les éléments	Solutions	Préparation	Mode opératoire	Calcul et courbe d'étalonnage
Nitrites	Réactif 1 (solution de Sulfalinamide) 500ml	Diluer 50ml d'acide chlorhydrique concentré dans environ 300ml d'eau distillée, dissoudre 5g de sulfalinamide dans cette solution et compléter à 500ml.	Prendre 50ml d'échantillon, ajouter 1ml du réactif 1, mélanger et laisser reposer 2 à 8 minutes, ajouter 1ml du réactif 2, et mélanger à nouveau, attendre au moins 10 minutes mais pas plus de 2 heures. Mesurer l'absorbance à 543 nm, par rapport à l'eau distillée, en cuve de 10 cm de trajet optique.	$Y = A X \pm B$ Y : Concentration des Nitrites en ($\mu\text{mol/l}$) B : Constant $A = A_{tr} - b_{tr} - br$ A : Absorbance nette. Bc : Blanc des cuves. Br : Blanc des réactifs. Bt : Absorbance de l'échantillon non traité. Actr : Absorbance de l'échantillon traité. Bt : blanc de turbidité. $b_{tr} = B_{tr} - Bc$ Br : Blanc des réactifs corrigé. $br = Br - Bc$ Atr : Absorbance de l'échantillon traité corrigée.
	Réactif 2 (solution de N-Naphtyléthylènediamine): $5\mu\text{mol/l}$	Dissoudre 0.5 g de dichlorhydrate de N-Naphtyléthylènediamine dans 500ml d'eau distillée.		
	Etalon 1 (Nitrite de sodium anhydre) 1 l : $0.05\mu\text{mol/l}$.	Sécher à 110 pendant plusieurs heures, et dissoudre 0.345 g dans l'eau distillée, compléter à 1000 ml, et ajouter 1 ml de chloroforme	Faire des mesures d'absorbance, retrancher la valeur d'absorbance obtenue avec l'eau étudiée non dopé et tracer la courbe d'étalonnage. (1 mg/l $\text{NO}_2^- = 0.046 \mu\text{mol/l}$ et $0.014 \mu\text{mol/l}$ pour N- NO_2^-).	
	Etalon 2 (Etalon 1) 1 l	Diluer 100 fois la solution Etalon 1 avec l'eau distillée		
Nitrates	Réactif 1	Même solution que les nitrites.	On prépare des échantillons de 100 ml de chlorure d'ammonium concentré pour chaque solution, chaque solution passe dans la colonne réductrice et on récupère 50 ml, pour chaque solution on	Même calcul pour les Nitrates que pour les Nitrites.
	Réactif 2	Même solution que les nitrites.		
	Etalon Nitrites	Même solution que les nitrites.		
	Etalon Nitrates (Nitrate)	Dissoudre 0.506 g de nitrate de		

	de potassium anhydre) pour étalonner la colonne	potassium anhydre dans 1 ml de chloroforme: 5000 $\mu\text{mol/l}$ (N-NO_3^-).	applique la même méthode (ajouter le Réactif 1 et Réactif 2) pour les nitrites. On mesure l'absorbance à 543 nm. Par rapport à l'eau distillée.	
	Solution concentrée 250g de chlorure d'ammonium	Préparer la solution par 1 l d'eau distillée (avec agitation).	Préparer l'Etalon 2 (500 $\mu\text{mol/l}$) de nitrite, introduire dans des fioles jaugées de 500 ml 2.5-5-10-15-20-25-30-35-40 ml ...etc, de la solution Etalon 2 et compléter à 500 ml avec de l'eau étudiée pour obtenir la gamme de concentrations : 2.5-5-10-15-20-30-35-40- $\mu\text{mol/l}$. On prend des échantillons de 50 ml et on ajoute 1 ml de chlorure d'ammonium concentré à chaque échantillon. Et on ajoute les réactifs 1 et 2 (1 ml; 1 ml). Faire des mesures d'absorbance, retrancher la valeur d'absorbance obtenue avec l'eau étudiée non dopé et tracer la courbe d'étalonnage. (10 mg/l $\text{NO}_2^- \approx 0.046 \mu\text{mol/l}$)	
	Solution diluée de chlorure d'ammonium	Diluer 40 fois (25 ml pour 1 l).		
	Solution 10 g sulfate de cuivre	Dans 500 ml d'eau distillée, dissoudre 10 g (avec agitation).		
Phosphore	Réactif 1 (Solution de molybdate d'ammonium)	On dissoutre 15 g de paramolybdate d'ammonium ($\text{NH}_4)_6 \text{MO}_7\text{O}_{24}, 4 \text{H}_2\text{O}$ dans 500 ml d'eau distillée ou déminéralisée.		Préparer le mélange réactifs ; préparer des échantillons de 50 ml, ajouter 10ml de mélange et homogénéiser aussitôt, attendre 5 mn et mesurer l'absorbance à 885 nm en cuves de 10 cm de trajet optique par rapport à l'eau distillée, $\mu\text{mol/l} \times 0.095 \text{ mg/l PO}_4^{3-}$ et $\times 0.031$ pour p- PO_4^{3-}
	Réactif 2 (Acide Sulfurique)	Ajouter petit à petit, précaution, 140 ml d'acide sulfurique (densité = 1.84) dans 900 ml d'eau distillée. Laisser refroidir.		
	Réactif 3 (Acide ascorbique)	Dissoudre 54 g d'acide ascorbique ($\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$) dans 500 ml d'eau distillée en flacon de plastique.		
	Réactif 4 (Solution d'oxytartrate de potassium et d'antimoine)	Dissoudre 0.34 g d'oxytartrate de potassium et d'antimoine dans 250 ml d'eau distillée en chauffant si nécessaire.		

	Réactif 5 (Mélange réactifs 1, 2, 3, 4)	On mélange les réactifs dans les proportions suivantes : 100 ml de R1 , 250 ml de R2, 100 ml de R3 et 50 ml de R4.		
Matières en suspension			Sécher le filtre Whatman dans une étuve pendant une heure à 105°C ou deux heures à 70°C. Peser le filtre (poids à sec) (mg). Filtrer les 500 ml d'eau sous vide grâce à la pompe en utilisant le filtre chargé d'MES. Sécher à l'étuve pendant une heure à 105°C ou 2 heures à 70°C. peser une deuxième fois.	$\text{MES (mg/l)} = (P1 - P2)/V$ <p>P1 : poids du filtre séché avant filtrage</p> <p>P2 : poids du filtre séché après filtrage.</p>

Tableau 4 : Relevés journaliers des paramètres physico-chimiques au niveau du bassin à reproducteur du Sandre et du Black-bass (BR) et les Race-Way (RW) du Sandre

Date	T° C	PH	S‰	O2 (mg/l)	O2 %	CD (µs/cm)	Bassin
04/03/2007	16	-	-	-	-	-	BR
05/03/2007	17	-	-	-	-	-	BR
06/03/2007	19	-	-	-	-	-	BR
07/03/2007	19	-	-	-	-	-	BR
10/03/2007	13	-	-	-	-	-	BR
11/03/2007	12	-	-	-	-	-	BR
12/03/2007	12	-	-	-	-	-	BR
13/03/2007	16	-	-	-	-	-	BR
17/03/2007	16,83	7	1,41	9,75	100,7	2,38	BR
21/03/2007	11,3	-	-	-	-	-	BR
	15,1	7,75	1	-	-	-	RW2
	16,2	7,92	1	-	-	-	RW1
25/03/2007	13,41	6,71	1,42	8,97	87,6	2,14	BR
	16,07	6,86	1,23	6,83	67,5	1,961	RW1
	17,38	6,87	1,24	6	62,5	2,025	RW2
Moyenne mensuelle	15,05	6,86	1,42	9,36	94,15	2,26	BR
	16,14	7,39	1,12	6,83	67,50	1,96	RW1
	16,24	7,31	1,12	6	62,5	2,025	RW2
07/04/2007	16	-	-	-	-	-	BR
08/04/2007	16,6	-	-	-	-	-	BR
09/04/2007	16,8	-	-	-	-	-	BR
11/04/2007	17,6	-	-	-	-	-	BR
18/04/2007	19	-	-	-	-	-	BR
21/04/2007	19,24	7,61	1,32	6,56	-	-	BR
22/04/2007	20,26	7,65	1,36	9,02	-	-	BR
24/04/2007	20,4	-	-	-	-	-	BR
25/04/2007	20,5	-	-	-	-	-	BR
28/04/2007	19,47	7,41	1,45	6,74	74,6	2,485	BR
29/04/2007	19,56	7,5	1,43	7,22	79,1	2,467	BR
30/04/2007	19,46	7,46	1,46	8,01	87,7	2,513	BR
Moyenne mensuelle	18,74	7,53	1,40	7,51	80,47	2,49	BR
02/05/2007	17,28	7,45	1,47	10,6	105	2,405	BR
05/05/2007	17,47	7,46	1,46	11,14	118	2,393	BR
07/05/2007	20,48	7,47	1,46	9,3	104,5	2,57	BR
08/05/2007	20,45	7,52	1,46	8,85	99,5	2,57	BR

09/05/2007	20,57	7,56	1,46	8,42	94,3	2,574	BR
12/05/2007	22,2	7,87	-	-	-	-	BR
13/05/2007	21	-	-	-	-	-	BR
14/05/2007	22,5	-	-	-	-	-	BR
15/05/2007	24	-	-	-	-	-	BR
16/05/2007	21,7	7,6	1,3	11,7	-	-	BR
19/05/2007	22,12	7,49	1,5	6,8	78,8	2,719	BR
20/05/2007	23,37	7,53	1,49	6,16	74,2	-	BR
21/05/2007	23,27	7,54	1,49	7,63	89,8	2,782	BR
22/05/2007	21,8	7,45	1,5	5,1	59,1	2,707	BR
23/05/2007	22,19	7,53	1,5	5,35	62,1	2,725	BR
24/05/2007	24,7	-	-	-	-	-	BR
25/05/2007	23,4	-	-	-	-	-	BR
26/05/2007	21,3	7,44	1,5	5,61	63,7	2,668	BR
27/05/2007	23,23	6,66	1,51	6,29	74,3	2,804	BR
Moyenne mensuelle	21,74	7,47	1,47	7,92	85,28	2,63	BR

Tableau 5 : Relevés journaliers des paramètres physico-chimiques au niveau du bassin du Sandre (BS) et du Black-bass (BB)

Date	T° C	PH	S‰	O2 (mg/l)	O2 %	CD (µS/cm)	Bassins
25/03/2007	14,26	6,89	1,45	6,89			BB
08/04/2007	17,3	-	-	-	-	-	BB
09/04/2007	17	-	-	-	-	-	BB
11/04/2007	17,6	-	-	-	-	-	BB
24/04/2007	22,7	-	-	-	-	-	BB
25/04/2007	22	-	-	-	-	-	BB
28/04/2007	20,15	7,63	1,37	7,1	78,8	2,393	BS
	20,91	7,75	1,4	13,93	162	2,494	BB
29/04/2007	20,7	7,68	1,36	8,69	79,1	2,408	BS
	21,2	7,71	1,38	13,73	156,5	2,47	BB
30/04/2007	21,06	7,75	1,38	12,11	137	2,453	BS
	20,63	7,57	1,42	9,75	109,5	2,501	BB
Moyenne mensuelle	19,29	7,48	1,41	11,08	142,67	2,49	BB
	20,64	7,69	1,37	9,30	98,30	2,42	BS
02/05/2007	18,2	7,66	1,37	11,03	118,4	2,292	BS
	18,11	7,45	1,45	6,45	69	2,411	BB
05/05/2007	18,06	7,67	1,39	10,38	110,6	2,315	BS
	18,44	7,52	1,45	10,12	109,1	2,444	BB
07/05/2007	22,22	7,66	1,45	10,3	119,8	2,643	BS
	22,08	7,78	1,4	10,32	119,3	2,554	BB
08/05/2007	22,63	7,86	1,4	10,12	118,5	2588	BS
	22,76	7,78	1,45	11,25	131,9	2,673	BB
09/05/2007	23,65	8	1,41	9,47	112,3	2,653	BS
	20,7	7,86	1,46	9,88	117,9	2,739	BB
12/05/2007	24,7	8,93	-	-	-	-	BS
	25,2	8,34	-	-	-	-	BB
13/05/2007	23	-	-	-	-	-	BS
	24	-	-	-	-	-	BB
14/05/2007	-	-	-	-	-	-	BS
	24	-	-	-	-	-	BB
15/05/2007	-	-	-	-	-	-	BS
	24,5	-	-	-	-	-	BB
16/05/2007	23,3	7,85	1,3	12	-	-	BS
	23,9	7,75	1,3	9,2	-	-	BB
19/05/2007	24,36	7,6	1,51	2,17	26,4	2,872	BB
20/05/2007	24,68	7,51	1,51	2,46	29,71	-	BB
21/05/2007	24,99	7,59	1,51	3,4	41,2	2,909	BB
22/05/2007	23,49	7,5	1,51	3,41	40,9	2,825	BB

	23,08	7,69	1,54	2,39	27,4	2,853	BS
23/05/2007	22,55	7,51	1,54	2,58	30,1	2,815	BS
	23,21	7,5	1,52	3,86	46,1	2,807	BB
24/05/2007	24,9	-	-	-	-	-	BS
	25,2	-	-	-	-	-	BB
25/05/2007	25,3	-	-	-	-	-	BS
	25,6	-	-	-	-	-	BB
26/05/2007	24,26	7,62	1,56	1,93	23,7	2,963	BS
	24,7	7,64	1,52	4,21	51,3	2,921	BB
27/05/2007	23,15	7,43	1,57	2	24	2,91	BS
	23,93	7,56	1,53	4,5	54,3	2,882	BB
Moyenne mensuelle	23,36	7,67	1,47	6,25	69,76	2,73	BB
	22,79	7,81	1,45	7,22	76,09	289,94	BS